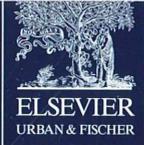


II-90372/99,6

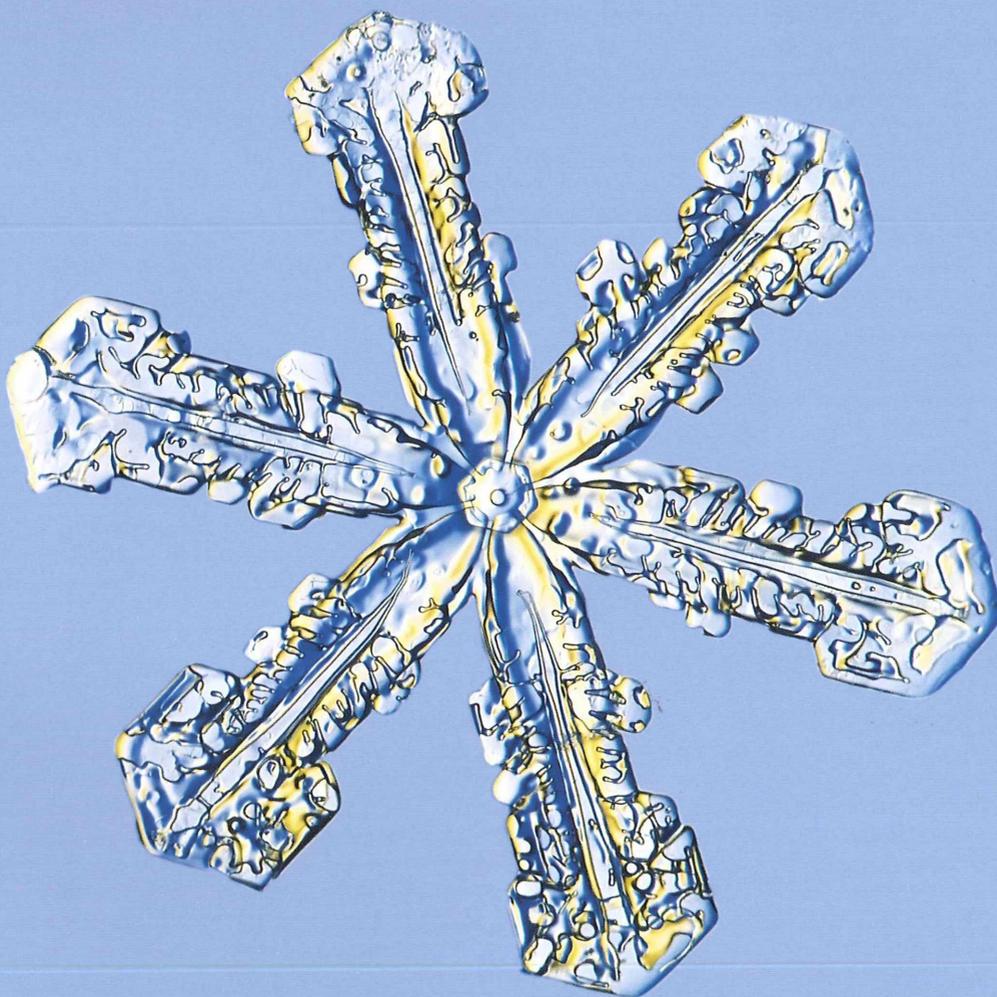


# MIKROKOSMOS

Heft 6  
99. Jahrgang  
November 2010

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

ISSN 0026-3680



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

## Inhalt

---

### Artikel

- 321** Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop:  
Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) –  
Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung  
Teil 3: Die Nektarblätter der Gattungen *Consolida* und *Aconitum*  
*Armin Maidhof*
- 327** Darstellung von pilzartigen Endoparasiten bei freilebenden Amöben  
nach spezifischer Fluoreszenzanfärbung  
*Rafael Kurek, Patrick L. Scheid und Rolf Michel*
- 331** Schneekristalle – Pretiosen des Winters  
*Gerd Günther*
- 338** *Selaginella* – Moosfarn mit anatomischen und cytologischen  
Besonderheiten  
Teil 1: Der Spross  
*Eberhard Schnepf*
- 350** Darwin und sein Mikroskop  
*Stephan Krall*
- 353** Cysten und Sporen bei Einzellern  
*Klaus Hausmann*
- 367** Wie kommt die Farbe in das rasterelektronenmikroskopische Bild?  
*Stefan Diller*
- 372** Fruchtextplosion und Samenausschleudern  
beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*  
Teil 3: Oberflächenstrukturen auf Springkraut-Samen  
*Werner Nachtigall und Alfred Wisser*
- 376** Leuchtbakterien  
*Siegfried Hoc*
- 380** Mikrofotografie mit einer digitalen Spiegelreflexkamera  
Mikroblitzeinrichtung am AXIOPLAN  
*Ralf Schmidt*

### Rubriken

- 325, 345, 346,  
379, 383**  
Nachrichten
- 326, 343, 382**  
Buchbesprechungen
- 344**  
Aus der Industrie
- 337, 349**  
Mikro-Cartoon
- 343**  
Mikro-Markt
- 352**  
Aus den  
Arbeitsgemeinschaften
- 366, 375**  
Kurze Mitteilungen

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

---

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

---

Mehr Informationen zum MIKROKOSMOS und anderen Zeitschriften finden Sie im Internet:  
[www.elsevier.de](http://www.elsevier.de)

---

*Umschlagabbildung:* Schneekristall (Lackabdruck).  
Siehe Artikel G. Günther, S. 331–337.

# Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung Teil 3: Die Nektarblätter der Gattungen *Consolida* und *Aconitum*

Armin Maidhof

Die Evolution der Insektenblütigkeit, auch Entomophilie genannt, führte durch gegenseitige Anpassung zwischen Blüte und Insekt zu einer beachtlichen Mannigfaltigkeit sowohl der Blütenpflanzen als auch der Insekten als ihre Bestäuber. Diese Co-Adaptation, wie diese Anpassungsvorgänge auch bezeichnet werden, führte zu unterschiedlich starker Spezialisierung zwischen den Pflanzenfamilien und ihren Blütengästen. Es entstanden Blütenformen, die überwiegend von Insekten aus einer Familie bestäubt werden, zum Beispiel vornehmlich von Schmetterlingen, Bienen oder Hummeln. Diese spezifische Beziehung zwischen Blüte und Insekt ist mit der Umwandlung von radiärsymmetrischen zu zygomorphen Blüten verbunden. In den insektenblütigen Pflanzenfamilien tritt jeweils nur eine der beiden Blütentypen auf. Die Familie der Hahnenfußgewächse stellt diesbezüglich eine Ausnahme dar. Die Gattungen mit zygomorphen Blüten sind allerdings in der Minderzahl.

**D**ie Nektarblätter der radiärsymmetrischen Blüten waren bereits Thema dieser Beitragsserie (Maidhof, 2010a, 2010b). In diesem dritten Teil sollen die zygomorphen Blüten mit ihren Nektarblättern vorgestellt werden.

## Zygomorphe Blüten

Die Radiärsymmetrie ist mit strahlenförmig angeordneten Blütenorganen die ursprüngliche Symmetrieform, in der mehrere spiegelbildlich gleiche Ebenen auftreten. Sind die Kelch-, Blüten- und Staubblätter untereinander ungleich ausgebildet und angeordnet, so entstehen Blüten, die nur eine Symmetrieebene aufweisen. In diesem Fall spricht man von zygomorphen oder dorsiventralen Blüten. Allgemein bekannte Beispiele stellen die Familien der Lippenblütler (z. B. Taubnessel) und der Schmetterlingsblütler (z. B. Ginster) dar.

## Beobachtungshinweise

In Mitteleuropa sind neben den zahlreichen Gattungen der Hahnenfußgewächse mit radiärsymmetrischen Blüten nur drei Gattungen mit zygomorpher Symmetrie vertreten. Die Gattungen *Consolida* und *Delphinium* gehören zu den Ritterspornen und in der Gattung *Aconitum* werden mehrere Eisenhut-Arten zusammengefasst. *Consolida regalis*, der Feldrittersporn, und *Delphinium elatum*, der Hohe Rittersporn, sind in freier Natur stark zurückgegangen. Beide Arten sind beliebte Zierpflanzen und können von Gärtnereien als Pflanze beschafft werden. Es besteht auch die Möglichkeit, sie aus Samen zu ziehen. Unter den Eisenhut-Arten ist der Blaue Eisenhut, *Aconitum napellus*, wohl die bekannteste Art. Sie ist streng geschützt, weil alle Eisenhut-Arten, ist aber ebenfalls als Garten-Zierpflanze erhältlich. Die Rittersporne und Eisenhut-Arten sind sehr giftig, so dass bei eventuellen Präparationen Vorsicht geboten ist.

## Gattung *Consolida*

In dieser Gattung wird das intensiv blau gefärbte Schauorgan maßgeblich von fünf Kelchblättern gebildet. Das obere Kelchblatt ist zu einem 2–3 cm langen Sporn ausgezogen (Abb. 1). Dieser Kelchblattsborn dient als Futteral für den Nektar produzierenden Sporn, der von zwei zum Nektarblatt verwachsenen Kronblättern gebildet wird. Er ragt in den Kelchblattsborn hinein (Abb. 2 und 3). Die restlichen Kronblätter sind stark zurückgebildet. Die Ausgangsmaterialien, die zur Produktion des Nektars notwendig sind – hauptsächlich Wasser und verschiedene Zuckerarten – werden über ein dichtes Netz von Leitungsbahnen an die Spornspitze des Nektarblattes herangeführt (Abb. 4), während der als Futteral dienende Kelchblattsborn keine Gefäßzuleitungen erken-

nen lässt (Abb. 5). Im trichterförmigen Eingang zum Nektarsporn stehen die Staubgefäße und die Narbe des Fruchtknotens.

Die Bestäubung kann nur von langrüsseligen Insekten zuverlässig vollzogen werden. Diese Bedingung wird von Hummelarten mit einer Rüssellänge von circa 20 mm erfüllt, beispielsweise von den Gartenhumeln (*Bombus hortorum*). Sie dringen mit dem Kopf in den Trichter des Nektarsporns ein und fahren ihren Rüssel bis in die Nektar führende Spornspitze aus. Da die Blüten des Feldrittersporns vormännlich sind, öffnen sich zuerst die Staubbeutel und geben den Pollen an die Blütenbesucher ab, die den Pollen beim Besuch einer älteren Blüte auf die reife, empfangsbereite Narbe übertragen. Die Trennung der Blütezeit in männliche und weibliche Blühphase sichert die Fremdbestäubung. Wegen der besonderen Bestäubungs-

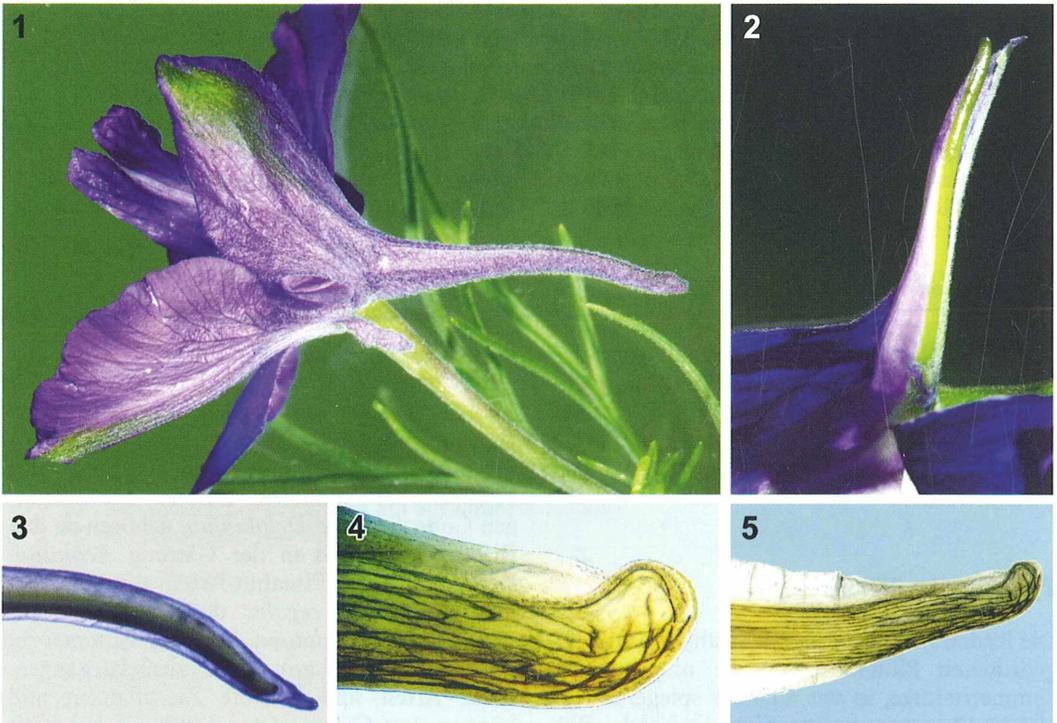


Abb. 1–5: Feld-Rittersporn (*Consolida regalis*). – Abb. 1: Blüte; Blick auf das obere, gespornte Kelchblatt. Der Sporn bildet die Scheide für den Sporn des Nektarblattes. – Abb. 2: Kelchsporn längs aufgeschnitten; Blick auf den von Kronblättern gebildeten, grün gefärbten Nektarsporn. – Abb. 3: Spitze des Blütensporns; Kelchsporn dient als Scheide für den Sporn des Nektarblattes; Alkoholpräparat, Vergr. 10fach. – Abb. 4: Leitungsbahnen verlaufen bis zur Spornspitze des Nektarblattes; Milchsäure-Aufhellung, Vergr. 50fach. – Abb. 5: Endstück des Blütensporns; Nektarsporn mit Leitungsbahnen, hell aufleuchtender Kelchblattsborn ohne Leitungsbahnen; Milchsäure-Aufhellung, Vergr. 15fach.

merkmale zählen die Blütenbiologen die Ritter-sporn-Arten zu den Hummelblumen.

### Die Nektarblätter der Gattung *Aconitum* und ihre Anordnung in der Blüte

Die Blüten der Eisenhut-Arten sind in ihrem Bestäubungsmechanismus ganz an langrüsselige Hummeln angepasst. Die Beziehung ist so eng, dass die Verbreitung des Eisenhuts an das Vorkommen von Hummeln mit langem Rüssel gebunden ist.

Diese hoch spezialisierte Anpassung zwischen Blüte und Bestäuber erfordert einen entsprechenden Blütenbau. Wie in dieser Artikelserie schon mehrfach aufgezeigt wurde, können Kelchblätter von der ursprünglichen Blattform und der grünen Färbung abweichen. Eine besonders interessante Modifikation zeigen diesbezüglich die Blüten der Gattung *Aconitum*, die am Beispiel des Blauen Eisenhuts (*Aconitum napellus*) vorgestellt werden soll. Die Funktion des Schauapparates wird von fünf tiefblau gefärbten Kelchblättern übernommen, wobei das oberste von ihnen helmartig geformt ist. Die



Abb. 6–13: Blauer Eisenhut (*Aconitum napellus*). – Abb. 6: Blüte, Seitenansicht; oberstes Kelchblatt helmförmig ausgebildet. – Abb. 7: Blütenhülle entfernt, Blick auf die zwei langgestielten Nektarblätter; Vergr. 4fach. – Abb. 8: Blütenhülle teilweise entfernt, Blick auf eines der sechs rudimentär vorhandenen Kronblätter (Pfeil); Vergr. 10fach. – Abb. 9: Oberes Ende eines Nektarblattes, längs geöffnet; im knaufförmigen Ende sitzt das grün gefärbte Nektarium. Vergr. 12fach. – Abb. 10: Oberes Ende eines Nektarblattes; das knaufförmige Ende ist Sitz des Nektariums, das von Leitungsbahnen gut versorgt wird. Hellfeldaufnahme nach Milchsäure-Aufhellung, Vergr. 12fach. – Abb. 11: Die Stiele der Nektarblätter weisen eine Längsfurche auf. Vergr. 10fach. – Abb. 12: Einblick in die Blüte, auf die Stiele der beiden Nektarblätter im Hintergrund fokussiert; Vergr. 2fach. – Abb. 13: Ein Nektarblatt und teilweise Blütenhülle entfernt, um die räumliche Stellung der Nektarblätter zu den Staubgefäßen und Fruchtknoten zu zeigen; Vergr. 4fach.

Ähnlichkeit dieses Kelchblatts mit dem Kopfschutz einer Ritterrüstung ist der Grund für die deutsche Artbezeichnung „Eisenhut“ (Abb. 6). Um die Kronblätter zu erkunden, müssen der Helm und die restlichen Kelchblätter teilweise oder vollständig entfernt werden. Der Blick fällt auf zwei Organe von merkwürdiger Gestalt (Abb. 7). Dabei handelt es sich um zwei Nektarblätter, die sich von Kronblättern ableiten. Die restlichen sechs Kronblätter sind zu funktionslosen und unscheinbaren Rudimenten zurückgebildet (Abb. 8). Das Nektarblatt trägt auf einem langen Stiel ein zipfelmützenähnliches Gebilde. Im knaufförmigen Endstück dieses Organs wird der Nektar erzeugt und gelagert (Abb. 9). Das Nektarblatt wird von einem kräftigen Leitbündel durchzogen, von dem ein feines Netz von Gefäßen zur Versorgung des Nektar produzierenden Endstücks ausgeht (Abb. 10). Eine Längsrinne, die den Stiel des Nektarblattes durchzieht, dient als Gleitschiene, die den Rüssel der Hummel beim Blütenbesuch zum Nektar führt (Abb. 11). Wenn die Hummel mit dem Kopf in die Blüte eindringt, trifft sie direkt auf die Stiele der beiden Nektarblätter und kann den Rüssel in eine der Gleitschienen einfädeln (Abb. 12). Die Körperunterseite liegt dabei auf den Staubgefäßen beziehungsweise Narben, so dass die Bestäubung gesichert ist (Abb. 13).

Die Vormännlichkeit der Eisenhutblüten und ihr Aufblühen innerhalb einer Blütenrispe von unten nach oben ist eine gute Voraussetzung für die Fremdbestäubung. Die älteren Blüten, die sich bereits in der weiblichen Blühphase befinden, sitzen in der Blütenrispe unten, während die jüngeren, vormännlichen Blüten im oberen Bereich des Blütenstandes sitzen. Da die Hummeln den Blütenstand von unten nach oben absuchen, kann der mitgebrachte Fremdpollen auf die Narben abgeladen werden und neuer Pollen in den oberen Blüten übernommen werden.

## Ausblick

Die dreiteilige Artikelserie (Maidhof 2010a, 2010b) hat die Nektarblätter in der Familie der

Hahnenfußgewächse vorgestellt. Eine solche Vielfalt modifizierter Blütenorgane im Dienste der Nektarsekretion und Präsentation wird in anderen Pflanzenfamilien nicht beobachtet. Meistens sind die Nektardrüsen an morphologisch unveränderten Blütenorganen zu finden. Die Epidermis von Kelch- und Kronblättern kann lokal zu einem Nektar abscheidenden Drüsengewebe, so genannten Epithelnektarien, differenziert sein. Auch Epidermishaare können die Nektarsekretion übernehmen. Sie werden als Trichomnektarien bezeichnet. Außerdem wird die Nektarausscheidung von Saftspalten vollzogen, die sich von Spaltöffnungen ableiten, welche die Beweglichkeit ihrer Schließzellen verloren haben. Bemerkenswert ist das Vorkommen von Nektarien außerhalb von Blüten beispielsweise an Stielen von Laubblättern. Diese extrafloralen Nektarien haben keine bestäubungsbiologische Bedeutung. Ökologische Beobachtungen haben gezeigt, dass vom Nektar der extrafloralen Nektarien bestimmte Ameisenarten angelockt werden, die durch ihr aggressives Verhalten gegenüber herbivoren Insekten den Pflanzen Schutz vor Blattfraß bieten (Harborne, 1995).

## Literaturhinweise

- Harborne, J. B.: Ökologische Biochemie: Eine Einführung. Akademischer Verlag, Heidelberg 1995.
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung. Teil 1: Die Nektarblätter der Gattungen *Ranunculus*, *Pulsatilla* und *Trollius*. Mikrokosmos 99, 193–197 (2010a).
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung. Teil 2: Die Nektarblätter der Gattungen *Helleborus*, *Nigella* und *Aquilegia*. Mikrokosmos 99, 269–273 (2010b).

Ein ausführliches Literaturverzeichnis ist im 1. Teil (Maidhof, 2010a) aufgeführt.

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

Nachricht

100 Jahre Mikroskopische (Mikrographische) Gesellschaft Wien – 60 Jahre Mitteilungsblatt



Am 25. November 2010 werden es 100 Jahre sein, seitdem sich der Verein *Mikrographische Gesellschaft Wien* in seiner Gründungsversammlung *Die Verbreitung naturwissenschaftlicher Kenntnisse über die Welt des kleinsten Raumes mit Hilfe des Mikroskops* zum Ziele gesetzt hat. Der Gründer des Vereins war Dr. Wilhelm Kaiser, der Autor des ersten umfassenden Werkes über die *Technik des modernen Mikroskops*.

Der Zeitpunkt für die Gründung des Vereins war günstig. Der große Aufschwung der Naturwissenschaften in den vergangenen Jahrzehnten und der Wunsch weiter Kreise, selbsttätig in die reiche wissenschaftliche und ästhetische Befriedigung bietende Welt des Unsichtbaren Einblick zu gewinnen, schufen eine große Gemeinde begeisterter Mikroskopiker, was in zahlreichen Anmeldungen zum Ausdruck kam. Den unmittelbaren Anstoß zur Gründung des Vereines bewirkte ein Vortrag des bekannten Forschers und Verfassers zahlreicher gemeinverständlicher naturwissenschaftlicher Werke sowie Gründer unserer Zeitschrift *MIKROKOSMOS*, R. H. Francé in der *Wiener Urania*. Er hatte die Darstellung der Wunderwelt des

Mikroskops zum Inhalt. In Deutschland war die Gründung mehrerer Vereine und Zeitschriften mit gleichen Zielen vorausgegangen.

Als Vereinszeitung wurde einstimmig der *MIKROKOSMOS* gewählt; die *Kleinwelt* wurde als zweites Mitteilungsblatt in Betracht gezogen. Kurze Zeit

nach der Gründung wurde eine große Werbung begonnen und in Wien Zettel mit der Überschrift *Aufruf an alle Stände!* verteilt (Abb. 1).

Die Arbeiten und Vorträge der Gesellschaft wurden von Anfang an nur dadurch ermöglicht, dass Dr. Kaiser in selbstloser Weise sein gesamtes Instrumentarium – sechs Mikroskope, Projektionsapparate, Mikrotome, Messinstrumente

und sonstige Apparaturen – sowie seine gesamte reichhaltige Bibliothek dem Verein zur Verfügung stellte. Aber auch die Optischen Werke C. Reichert bekundeten ihr Interesse an der Tätigkeit der Gesellschaft durch die Widmung eines großen Mikroskops.

Die Arbeit in der *Mikrographischen Gesellschaft Wien* erlitt durch die beiden Weltkriege eine erhebliche Störung, doch bemühten sich die in Wien zurückgebliebenen Mitglieder mit Erfolg, den Betrieb soweit wie möglich aufrecht zu erhalten. Da es durch den Namen *Mikrographische Gesellschaft Wien* immer häufiger zu Verwechslungen mit diversen Firmen kam (Microchip-Hersteller, Erzeuger von Kleindrucken für das graphische Gewerbe, usw.) wurde 1999 der Name der Gesellschaft in *Mikroskopische Gesellschaft Wien* um-

PRÄSIDIUM  
DER  
MIKROGRAPHISCHEN GESELLSCHAFT  
WIEN, IX 2, ALSERSTRASSE 50  
(TELEPHON 2146).

## Aufruf an alle Stände!

**Der Naturwissenschaft gehört die Zukunft!**

Insbesondere aber hat für die **Welt im kleinsten Raum** an Interesse heutige Zeit die uns zunächst umgebende **gewonnen**, ist doch unsere irdische Hülle, unser Körper selbst, aus Billionen kleiner Gebilde, „Zellen“ genannt, zusammengesetzt, und schon wer nur seinen eigenen Körper kennen lernen will, muß sich hierzu des *Mikroskops* bedienen. Aber nicht nur die Kenntnis des eigenen Körpers vermittelt das Mikroskop, auch die irdische Umwelt erschließt sich erst dem *bewaffneten* Auge und offenbart dem Kundigen stets neue Wunder! „Der Luft, dem Wasser, wie der Erden entwinnen tausend Keime sich“, sagt Goethe und es ist gewiß für Jedermann interessant, diese Keime kennen zu lernen. Auch hierzu bietet das Mikroskop die einzige Gelegenheit! — Wer ohne viel Kosten in diese Kleinwelt, in diesen Mikrokosmos, eingeführt sein will, ob Reich oder Arm, ob Fabrikant oder Arbeiter, ob Jung oder Alt, der trete in die

## Mikrographische Gesellschaft

ein, der ein mit allen Hilfsmitteln der Wissenschaft zur Erforschung der Welt im kleinsten Raum ausgestattetes *Laboratorium* zur Verfügung steht und der Ärzte, Advokaten, Chemiker, Fabrikanten, Kleingewerbetreibende, Beamte und Offiziere, Studenten und Arbeiter, Gelehrte und Lernbegierige als eifrige Mitglieder angehören.

**Gegen einen monatlichen Beitrag von nur 1 Krone**

erhalten die Mitglieder der Mikrographischen Gesellschaft ohne weitere Kosten **mindestens eine illustrierte Fachzeitschrift** und können unentgeltlich auf mikroskopischem Gebiete lernen, arbeiten und forschen, wobei ein geselliges Band alle Mitglieder ohne Ansehen der Person als Gleichgesinnte verbindet.

Mündliche oder schriftliche Beitrittsanmeldungen nehmen entgegen:  
 Paul Frenzel, Gastechniker, Wien, VI, Theobaldgasse 11, Telephon 10496 und  
 Otto Oppeln, Photograph, Wien, VIII, Alserstraße 55. *er*  
*Karlorige Vesulsk, Sedij. • XVIII. Kezaj g. 54*

Abb. 1: Werbezettel der *Mikrographischen Gesellschaft Wien* aus dem Jahr 1910.

geändert. Heute hat diese Gesellschaft eine ansehnliche Anzahl von Mitgliedern. Sie setzen sich aus den verschiedensten Altersgruppen und Berufen – vom Schüler bis zum Akademiker – zusammen.

Das Arbeitsprogramm bietet für alle Interessengebiete im Bereich der Mikroskopie etwas. Jeden

Dienstag finden im Vereinslokal in Wien 2, Marinelligasse 10a, ab 19 Uhr Zusammenkünfte statt. Vorträge, Vorweisungsabende, Präparierabende, Filme, Gewässeruntersuchungen und Exkursionen wechseln einander ab. Als weitere Serviceleistung für Mitglieder dient das seit 60 Jahren erscheinende *Mitteilungsblatt der Mikroskopischen Gesellschaft Wien*. Durch die Beschreibung von über 3.000 Fachbüchern, hunderte von Abhandlungen und Artikeln, viele fachliche Diskussionen, durch Bücher und Zeitschriften ausgelöst, war das *Mitteilungsblatt* immer aktuell.

Besonders hervorgehoben werden müssen die seit 2003 in hervorragender Weise von den Herren Peter Pavlicek und Herbert Palme ausgearbeiteten und durchgeführten *Internationalen Mikroskopiker-Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien* in Unter-Waltersdorf (NÖ), die bei unseren Mitgliedern aber auch bei ausländischen Gästen äußerst positiv aufgenommen werden. 100 Jahre hindurch hat sich die *Mikroskopische Gesellschaft Wien* mit Erfolg bemüht, ihr Ziel *Die Verbreitung naturwissenschaftlicher Kenntnisse über die Welt des kleinsten Raumes mit Hilfe des Mikroskops* zu erreichen. Sie ist so ein Glied in der Kette der Bestrebungen zur Verbreitung von Volksbildung geworden.

**E-Mail-Adresse:** [mikroskopie-wien@chello.at](mailto:mikroskopie-wien@chello.at)  
**Homepage:** <http://www.mikroskopie-wien.at>  
**Kontaktadressen:** Prof. OStR Erich Steiner, A-1210 Wien, Triestinggasse 35, Tel./Fax: 00 43-(0) 18 13 84 46, Peter Pavlicek, A-1150 Wien, Zollernsperggasse 8/2/11, Tel./Fax: 00 43-(0) 19 52 87 74, E-Mail: [peter.pavlicek@chello.at](mailto:peter.pavlicek@chello.at)

### Literaturhinweise

- Archiv der Mikroskopischen Gesellschaft Wien  
 Mitteilungsblätter der Mikroskopischen Gesellschaft Wien  
 Schmid, J. A.: 50 Jahre Mikrographische Gesellschaft Wien. *Mikrokosmos* 49, 328–330 (1960).  
 Steiner, E.: 75 Jahre Mikrographische Gesellschaft Wien – 35 Jahre Mitteilungsblatt. *Mikrokosmos* 74, 326 (1985).  
 Steiner, E.: 90 Jahre Mikroskopische (Mikrographische) Gesellschaft Wien – 50 Jahre Mitteilungsblatt. *Mikrokosmos* 91, 106–107 (2002).

Erich Steiner, Wien

## Buchbesprechung

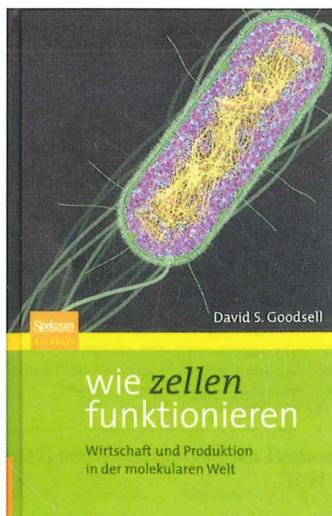
**Goodsell, D. S.:**

**Wie Zellen funktionieren.**

**Wirtschaft und Produktion in der molekularen Welt, 2. Aufl.**

Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2010, 192 Seiten, 70 farbige Schemata, Hardcover, € 24,95, ISBN 978-3-8274-2453-2.

Der Autor David S. Goodsell ist Assistenzprofessor in einer Abteilung für Molekularbiologie einer Universität in den USA. Er hat bereits mehrere populärwissenschaftlich biologische Werke verfasst. Sein Herz hat er an die molekularen Strukturen der Zellen verloren, die er mit kunstvollen Graphiken illustriert und mit verständlichen Worten beschreibt. Seine Arbeiten leben von diesen Illustrationen. Farbige Computermodelle lassen den atomaren Aufbau einzelner Moleküle erkennen, mit Wasser-



farben gemalte Bilder stellen Ausschnitte aus lebenden Zellen dar. Die Größenverhältnisse von Molekülen und größeren Zellbestandteilen werden deutlich und auch

die drangvolle Enge der Strukturen in den Zellen. Der Autor versucht, die Strukturen möglichst realistisch und wissenschaftlich korrekt, aber auch für Laien weitgehend verständlich darzustellen. In neun Kapiteln werden beispielsweise grundlegende Molekülstrukturen der häufigen Zellbestandteile, verschiedene Lebensprozesse und Gewebetypen, Vorgänge beim Zelltod, Viren, Bakterien und menschliche Aspekte erläutert und illustriert. So sieht man unter anderem wie sich ein Grippevirus abschnürt oder wie eine Bakterienzelle aussieht. Ein gewisses biologisches Grundverständnis sollte man haben, damit man dieses Buch richtig genießen kann. Die Abbildungen lassen sich durchaus auch für wissenschaftliche Illustrationszwecke oder in der Lehre gut verwenden.

Renate Radek, Berlin

# Darstellung von pilzartigen Endoparasiten bei freilebenden Amöben nach spezifischer Fluoreszenzanfärbung

Rafael Kurek, Patrick L. Scheid und Rolf Michel

Obwohl im Folgenden die spezifische Anfärbung von eukaryotischen Endoparasiten bei freilebenden Amöben (FLA) dargestellt werden soll, sei zunächst erlaubt, ein paar Worte über die ersten Entdeckungen von pro- und eukaryotischen Endoparasiten bei Amöben zu verlieren.

Wenn jemand Interesse an Mikroorganismen hat, die sich in freilebenden Amöben auf Kosten ihrer Wirte vermehren, wird er zunächst auf Legionellen stoßen, die beispielsweise als Erreger der so genannten Legionärskrankheit, einer Pneumonieform des Menschen, eine große medizinische Bedeutung besitzen. Die Vermehrung von Legionellen in *Acanthamoeben* wurde erstmalig durch den Engländer Rowbotham (1980) beobachtet.

**A**ngeregt durch diesen Befund fand in der Folgezeit eine intensive Suche nach weiteren Krankheitserregern statt, die sich möglicherweise ebenfalls in freilebenden Amöben (FLA) vermehren. Es wurden tatsächlich eine ganze Reihe von weiteren pathogenen Bakterien mit Vermehrung in diesen Einzellern entdeckt und beschrieben, wie Listerien, Pseudomonaden und mehrere bisher unbekannte Verwandte der humanpathogenen Chlamydien (Übersicht siehe Corsaro et al., 2003). Wegen fehlender medizinischer Relevanz wurden andere, vor allem eukaryotische Endoparasiten, weniger beachtet. Dazu gehören die frühen Beschreibungen von morphologisch eindrucksvollen Pilzen der Gattung *Cochlonema* als Endoparasiten in Nacktamoeben durch Drechsler (1942). Wir selbst konnten einen Vertreter dieser Gattung, nämlich *C. euryblastum*, wiederholt in unserem Labor isolieren, darstellen und durch Kokultivierungsversuche *Thecamoeba quadrilineata* als die Hauptwirtsamöbe ermitteln (Michel, 1999; Michel und Wylezich, 2005). Die molekularbiologische Identifizierung und Klassifizierung als Pilz in der Gruppe der Zoopagales gelang erst kürzlich (Köhler et al., 2007).

Da es sich bisher nur um rein morphologische Darstellungen im Hellfeld und im Phasenkontrast sowie um Ergebnisse einer unspezifischen Trichromfärbung handelte, interessierte uns, welche Strukturen mit einem zur Darstellung von Chitin geeignetem Fluoreszenzfarbstoff sichtbar gemacht werden können, da Chitin

bekanntlich ein wesentlicher Bestandteil der Zellwände fast sämtlicher Pilzstadien ist. Calcofluor White ist ein solcher Fluoreszenzfarbstoff, der nicht-kovalente Bindungen mit  $\beta$ -glykosidisch verknüpften Polysacchariden eingeht. Derartige Glykoside sind obligate Bestandteile von Chitin und Glykanen (Rüchel et al., 2004). Zum Vergleich verwendeten wir einen weiteren, der Gattung *Nucleophaga* nahestehenden pilzlichen Endoparasiten von Thecamoeben, dessen Entwicklung im Kern von Thecamoeben beschrieben wurde (Michel, 2008; Michel et al., 2009). Seine Zugehörigkeit zu den Pilzen wurde erst kürzlich durch Sequenzierung des 18SrRNA-Gens zweifelsfrei nachgewiesen (Walochnik, in Vorbereitung).

## Der Färbevorgang

Abschwemmungen von 4–8 Tage alten, mit *Cochlonema* bzw. *Nucleophaga*-ähnlichen Parasiten infizierten Thecamoeben-Kulturen wurden durch Zentrifugation konzentriert. Ein Tropfen des erhaltenen Sediments wurde auf einen Objektträger gegeben. Nach kurzem Antrocknen erfolgte eine 15-minütige Vorbehandlung mit 1 ml Permeabilisierungslösung (Triton X-100). Dieser Schritt wurde erforderlich, da die Pellicula der Wirtsamöben ohne diese Vorbehandlung weitgehend undurchlässig für den Farbstoff blieb.

Anschließend erfolgte die Zugabe von 10%iger Kalilauge und eine Färbung mit 1–2 Tropfen

Calcofluor White Reagenz (Becton, Dickinson & Company). Das Präparat wurde mit einem Deckglas versehen und unmittelbar danach mit dem Fluoreszenzmikroskop Leica DM 5000B [Filtereinstellung „D“ (355–425 nm)] ausgewertet.

### *Cochlonema euryblastum*

Der Vergleich von Thecamoeben nach Infektion mit *Cochlonema* im Paskontrast und solchen nach Behandlung mit Calcofluor White zeigt, dass ausschließlich die Thalli und Hy-

phen des Endoparasiten eine Fluoreszenz aufweisen (Abb. 1b) – sämtliche Strukturen der Wirtszelle und deren Umriss sind dagegen nur im Phasenkontrast zu erkennen (Abb. 1a). Die kräftige Markierung des jeweiligen Thallus der drei dargestellten Parasiten mit Calcofluor zeugt von einem hohen Chitinanteil. Die aus den Thalli herauswachsenden Hyphen erscheinen dagegen weniger intensiv. Entsprechend sind auch die von den Hyphen fragmentierten Konidien, welche die infektiösen Stadien darstellen, schwächer angefärbt. (Abb. 2 und 3). Von den Konidien ausgehend kann man nach Calcofluor White Färbung die Entwicklung der

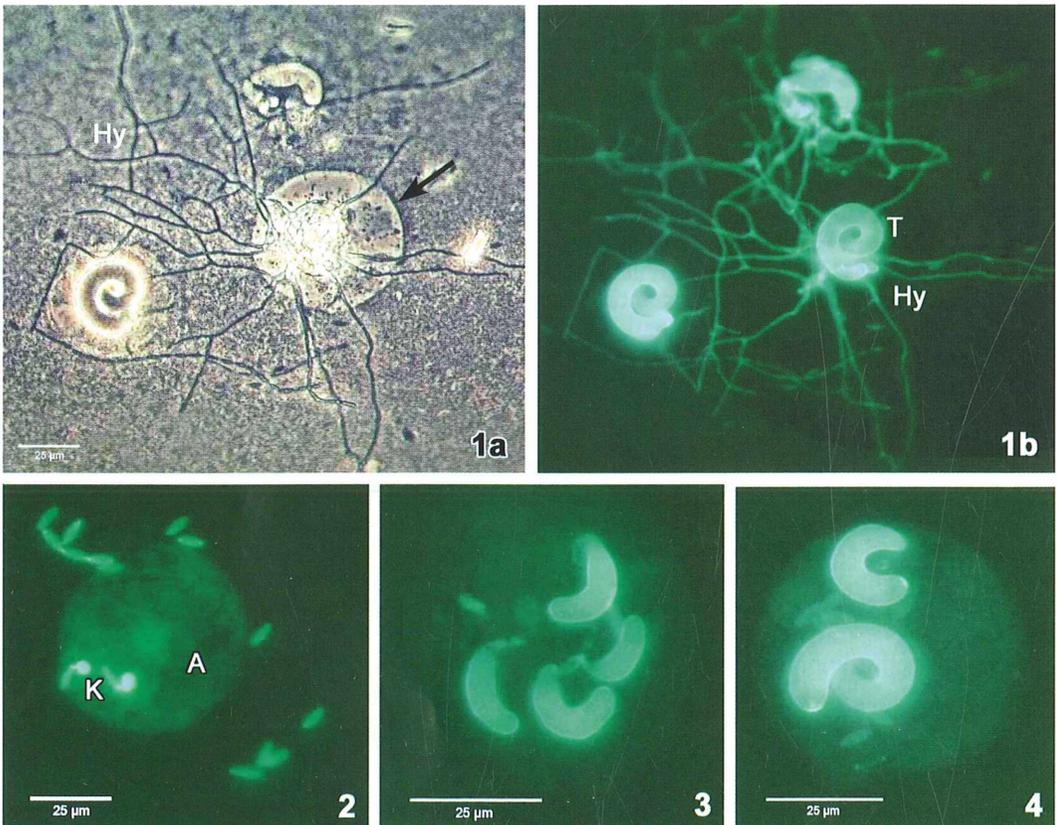
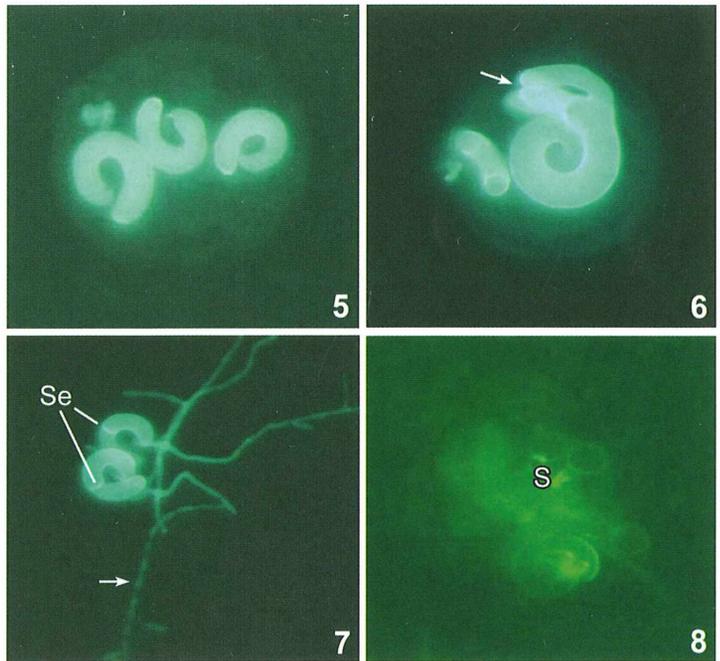


Abb. 1: Gegenüberstellung von *Cochlonema*-Endoparasiten im Phasenkontrast (a) und nach spezifischer Anfärbung mit Calcofluor White (b). Die kräftige Markierung des jeweiligen Thallus (T) der drei Parasiten mit Calcofluor (b) zeugt von einem hohen Chitinanteil. Die aus den Thalli herauswachsenden Hyphen (Hy) erscheinen dagegen weniger intensiv gefärbt. Die im Phasenkontrast deutlich erkennbaren Umriss der bereits abgestorbenen Wirtszelle (Pfeil) erscheinen im Calcofluor Präparat nicht. – Abb. 2: Beginn der Entwicklung: Außerhalb einer Thecamoebe (A) sind einige Konidien (K) erkennbar. Nach Phagozytose solcher Konidien erkennt man als jüngstes Stadium das bläschenförmige Auskeimen an einem Ende der beiden intrazellulären Konidien. – Abb. 3: Starke Größenzunahme der Thalli. – Abb. 4: Zwei fast ausgewachsene Thalli mit der typischen posthornschnckenartigen Krümmung. Daneben sind einige frisch aufgenommene Konidien erkennbar.

**Abb. 5:** *Cochlonema euryblastum*: Drei weitere gewundene Thalli des auffälligen Endoparasiten. – **Abb. 6:** Thallus mit beginnender Knospungszone der Hyphen (Pfeil) mit einer Zunahme der Fluoreszenzintensität in dieser Region. – **Abb. 7:** Zwei Thalli von *Cochlonema* mit voll entwickelten und verzweigten Hyphen, die zum Teil am distalen Abschnitt in Konidien (Pfeil) fragmentiert sind. Die Thalli weisen in der Regel ein Septum (Se) auf, das die beiden jetzt leer erscheinenden Kammern trennt, deren Inhalt vollständig für die Hyphenbildung verbraucht wurde. – **Abb. 8:** Neben Konidien werden von den Thalli auch gelegentlich auf Stielen sitzende Zygosporen (S) gebildet, deren Hülle nur schwach angefärbt ist, was auf einen geringen Chitinanteil schließen lässt.

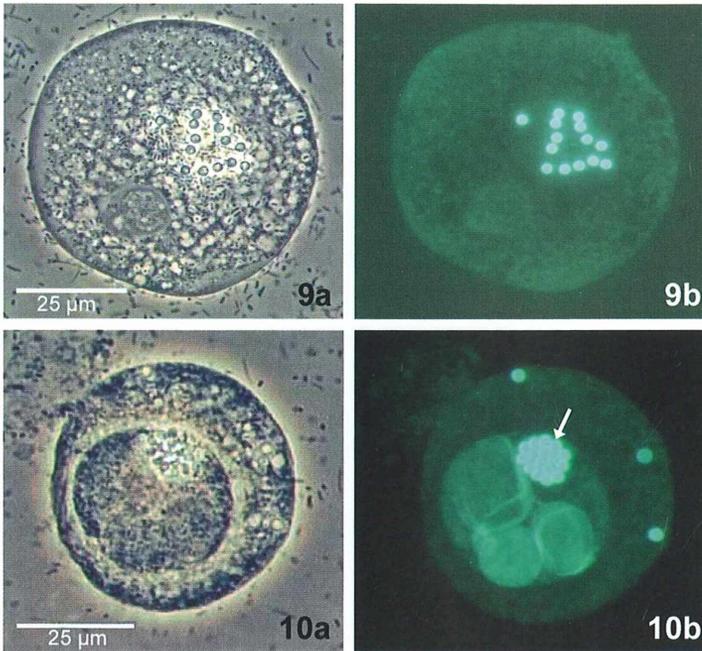


Parasiten von den jüngsten bis zu den ausgereiften Stadien verfolgen (Abb. 3–8). Nach Phagozytose solcher Konidien erkennt man im Zytoplasma der Wirtsamöbe als jüngstes Stadium das bläschenförmige Auskeimen an einem Ende der intrazellulären Konidien (Abb. 3). Darauf erfolgt ein starkes Größenwachstum mit beginnender Krümmung der jungen Thalli (Abb. 4), die sich zu den eindrucksvollen post-hornschneckenartigen Formen entwickeln (Abb. 4–6). Erst jetzt beginnt die Hyphenbildung an einem Ende der herangereiften Parasiten (Abb. 6), verbunden mit einer Intensivierung der Fluoreszenz an diesem Sprossungspol. Die herauswachsenden, zum Teil verzweigten Hyphen durchdringen das Zytoplasma und anschließend die Zellmembran der Wirtszelle nach außen (Abb. 1b und 7). An ihren distalen Enden beginnen die Hyphen in Konidien zu fragmentieren, die nach Aufnahme durch bisher nicht infizierte Amöben erneut die beschriebene Entwicklung beginnen. Selten sind die früher schon beschriebenen Zygosporen (Michel und Wylezich, 2005) anzutreffen, die hier wegen des geringen Chitinanteils in der Sporenhülle nur schwach anfärbbar sind (Abb. 8). Deutlicher sind dagegen bisher nicht beschrie-

bene Stiele zu erkennen (Abb. 8), mit denen sie noch mit dem ursprünglichen Thallus verbunden sind.

### **Nucleophaga-ähnlicher Endoparasit**

Auch bei dem zweiten mit Calcofluor White behandelten *Nucleophaga*-ähnlichen Parasiten lässt sich die Spezifität der Färbung durch Vergleich mit Phasenkontrast-Aufnahmen erkennen – sowie weitere strukturelle Details (Abb. 9 und 10). Einzelne oder in Gruppen vorliegende, ingestierte Sporen sind im Zytoplasma unter Fluoreszenzbedingungen deutlicher erkennbar als im Phasenkontrast (Abb. 9 und 10). Da es sich hier um einen sich intranukleär vermehrenden Parasiten handelt, ist die Beobachtung unterschiedlicher Entwicklungsstadien im Kern sehr aufschlussreich. Während bei dem vorliegenden Beispiel (Abb. 10) im Phasenkontrast lediglich der parasitär sehr stark vergrößerte Kern erkennbar ist, erlaubt die Beobachtung nach Anfärbung mit Calcofluor White die Differenzierung von unterschiedlich weit entwickelten Parasitenstadien (Abb. 10b): Neben drei Sporoblasten ist im Kern auch ein Aggre-



**Abb. 9:** Von einer *Thecamoeba* ingestierte Sporen des *Nucleophaga*-ähnlichen Endoparasiten KTq-2. a Phasenkontrast; b nach Behandlung mit Calcofluor White. Die intensive Fluoreszenz zeugt vom hohen Chitinanteil der Sporen. – **Abb. 10:** Darstellung eines mit KTq-2 infizierten Kerns eines *Thecamoeba quadrilineata*-Trophozoiten. a Phasenkontrast, b nach Calcofluor White Behandlung. Während im Phasenkontrast die auffällig starke Vergrößerung des parasitierten Kerns zu erkennen ist, liefert die spezifische Chitinfärbung mit Calcofluor White zusätzliche Informationen über die verschiedenen Parasitenstadien. Im stark vergrößerten Kern sind drei Sporoblasten und ein Aggregat bereits ausgereifter Sporen

(Pfeil) zu erkennen. Im marginalen Bereich der Amöbe sind außerdem drei neu aufgenommene Sporen von KTq-2 zu erkennen.

gat voll ausgereifter Sporen zu erkennen – ein Beweis für die Möglichkeit der zeitlich aufeinander folgenden Mehrfachinfektion des Kernes.

Solche und ähnlich interessante Beobachtungen werden also mit dieser spezifischen Chitin-Färbemethode ermöglicht. Es bleibt in diesem letzten Beispiel offen, ob die zeitlich jüngeren Sporoblasten ihre Differenzierung in Sporen noch durchführen können, oder ob die Wirtsamöbe bereits wegen einer solchen Mehrfachinfektion abstirbt, bevor die Entwicklung der Parasiten abgeschlossen ist. Diese und weitere Fragen zur Entwicklung pilzartiger Parasiten in freilebenden Amöben lassen sich mit Hilfe dieser Färbemethode beantworten.

#### Literaturhinweise

- Corsaro, D., Valssina, M., Venditti, D.: Increasing diversity within Chlamydia. *Crit. Rev. Microbiol.* 29, 37–78 (2003).
- Drechsler, C.: New species of *Acaulopage* and *Cochlonema* destructive to soil amoebae. *Mycologia* 34, 274–297 (1942).
- Koehsler, M., Walochnik, J., Michel, R., Lugauer, J., Wylezich, C.: Molecular identification and classification of *Cochlonema euryblastum*, a zoo-

pagalean parasite of *Thecamoeba quadrilineata*. *Mycologia* 99, 215–221 (2007).

- Michel, R.: Befall einer *Thecamoeba quadrilineata*-Population mit einem pilzartigen Endocytobionten. *Mikrokosmos* 88, 109–112 (1999).
- Michel, R., Wylezich, C.: Beitrag zur Biologie und Morphologie von *Cochlonema euryblastum*, einem endoparasitischen Pilz von *Thecamoeba quadrilineata*. *Mikrokosmos* 94, 75–79 (2005).
- Michel, R.: Isolierung und Darstellung von intranukleären Parasiten aus *Thecamoeba quadrilineata* und *Saccamoeba limax*. *Mikrokosmos* 97, 101–107 (2008).
- Rowbotham, T. J.: Preliminary report on the pathogenicity of *Legionella pneumophila* for freshwater and soil amoebae. *J. Clin. Pathol.* 33, 1179–1183 (1980).
- Rüchel, R., Dellmann, A., Schaffrinski, M., Donhuijsen, K.: Vereinfachte Pilzdetektion – Screeningmethode mit optischem Aufheller. *Der Pathologe* 25, 235–237 (2004).

**Verfasser:** Dipl.-Biol. Rafael Kurek und Dr. Patrick L. Scheid, Zentrales Institut des Sanitätsdienstes der Bundeswehr Koblenz, Labor für Parasitologie Andernacherstraße 100, 56070 Koblenz, sowie Dr. Rolf Michel, Wiedhöhe 2, 56581 Melsbach

# Schneekristalle – Pretiosen des Winters

Gerd Günther

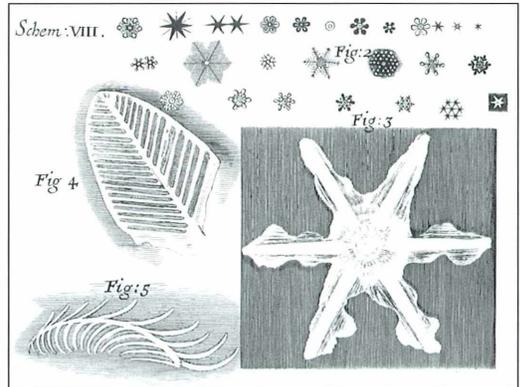
Für Johannes Kepler waren im 17. Jahrhundert die Kristalle einer Schneeflocke ein unerklärliches Wunder der Natur: *Es waren einzige Plättchen aus Eis, sehr flach, sehr poliert und sehr transparent, ungefähr von der Dicke eines Blattes Papier ... aber perfekt in Sechsecken geformt. Ihre sechs Seiten waren so gerade und die sechs Winkel so gleich, das es unmöglich für einen Menschen wäre, etwas so Genaues herzustellen.*

Den ersten wissenschaftlichen Auftritt hatten die Schneeflocken in einem Aufsatz von Johannes Kepler im Jahre 1611. Darin ging er der Frage nach, warum die Schneekristalle immer eine sechseckige Form haben. Die Antwort konnte erst gut 300 Jahre später gegeben werden, nach Erfindung der Röntgen-Kristallographie. Robert Hooke publizierte 1665 sein Werk *Micrographia*, in dem auch etliche Zeichnungen von Schneeflocken zu finden sind, die Hooke mit seinem Mikroskop untersuchte. Erstmals werden die komplexen Symmetrien der Schneeflocken sichtbar (Abb. 1).

Der amerikanische Farmer Wilson Bentley (1865–1931) perfektionierte die Mikrofotografie der Schneekristalle. Über 5.000 Mikrofotografien entstanden im Laufe seines Lebens. In seinem Buch *Snow Crystals*, das 1931 erschien, sind über 2.000 Fotografien abgedruckt. Die Qualität der Schwarzweiß-Abzüge ist erstaunlich brillant. Dieses Buch ist übrigens heute noch erhältlich und ein Leckerbissen für alle Mikrofotografie-Begeisterten.

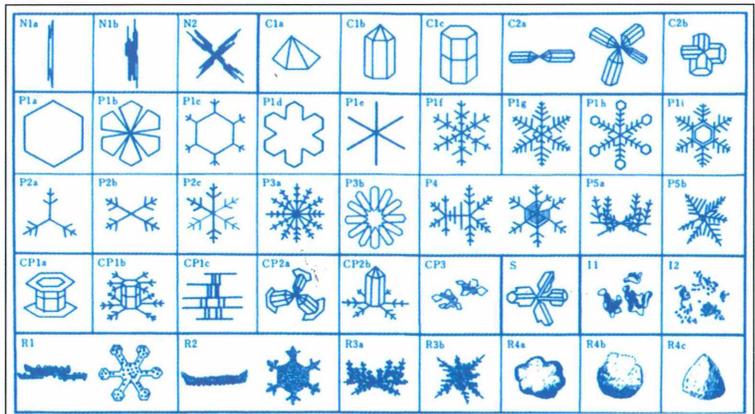
Der MIKROKOSMOS-Autor Martin Deckart (1889–1980) hatte sich gleichfalls der Mikrofotografie dieser filigranen Kristalle verschrieben. Leider ist sein Archiv mit über 3.000 Bildern in den Kriegswirren des 2. Weltkrieges verloren gegangen (Deckart, 1963).

**Abb. 2: Systematik der Struktur von Schneeflocken (Ausschnitt) (nach Nakaya, 1954).**



**Abb. 1: Abbildungen von Schneeflocken (Fig. 2 und 3) und Eisplättchen (Fig. 4 und 5) im Buch *Micrographia*, das Robert Hooke 1665 veröffentlichte.**

In den 1930er und 1940er Jahren des vergangenen Jahrhunderts beschäftigte sich der japanische Kernphysiker Ukichiro Nakaya systematisch mit Schneekristallen. Der Universitätsstandort auf der nördlichen Halbinsel Hokkaido



mit häufigen Schneefällen bot dazu ideale geographische Bedingungen. Nakaya fotografierte und katalogisierte systematisch alle Arten von Schneekristallen (Abb. 2). Der Schlüssel zum Verständnis der Entstehung der Kristallformen in der Atmosphäre waren seine im Labor künstlich gezogenen Schneekristalle. Aus dem Studium des Kristallwachstums unter kontrollierten Bedingungen im Labor konnte Nakaya die Morphologie der Schneekristalle in den verschiedenen Umweltbedingungen beim Durchgang durch die Atmosphäre genau beschreiben, ein bedeutender Fortschritt im Verständnis der Physik des Kristallwachstums von Schneeflocken.

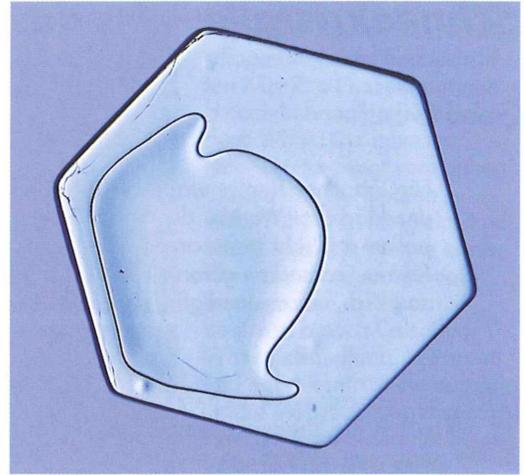


Abb. 3: Hexagonales Eisplättchen mit Luftabschluss, Lackabdruck.

### Die Physik der Schneekristalle

Unter Normalluftdruck und bei Temperaturen zwischen 0 und  $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$  kristallisiert Wasser in hexagonaler Struktur, dem so genannten Eis  $\text{I}_h$ . Wie die Bildung von Regentropfen benötigt auch die Bildung von Schneeflocken einen winzigen Kondensationskern in Form feinsten Staubpartikel, die in der Atmosphäre verteilt sind. Ist die Wasserdampfsättigung hoch genug und die Temperatur unter dem Gefrierpunkt, kristallisiert die Luftfeuchtigkeit an diesen winzigen Partikeln aus und bildet als Grundform ein hexagonales Prisma mit zwei Basalflächen und sechs prismatischen Flächen (Abb. 3). Die Temperatur und die umgebende Luftfeuchte bestimmen dann die weitere Ausprägung dieser

prismatischen Plättchen. Ist die Temperatur sehr niedrig und die Wasserdampfsättigung sehr hoch, entstehen säulenförmige Gebilde. Bei sehr geringer Luftfeuchtigkeit entstehen fast nur prismatische Plättchen. Weit verzweigte, dendritische Kristalle entstehen bei hoher Feuchtigkeit und Temperaturen zwischen  $-10$  und  $-22\text{ }^{\circ}\text{C}$ . Der amerikanische Physiker K. G. Libbrecht hat die Beziehungen zwischen der Ausprägung der Kristallformen und den Bedingungen bei der Entstehung in einem anschaulichen Diagramm zusammengefasst (Abb. 4).

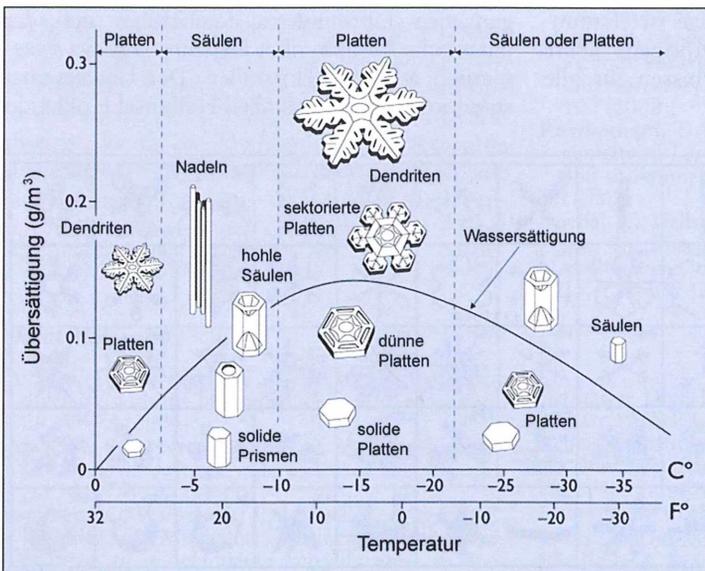


Abb. 4: Diagramm zur Morphologie der Schneeflocken (nach K. G. Libbrecht, [www.snowcrystals.com](http://www.snowcrystals.com)).

Die Ursachen für die starken Formveränderungen der Kristalle bei den verschiedenen Temperaturen sind noch nicht genau geklärt und Gegenstand aktueller Forschung (Libbrecht, 2003–2008)

### Sechs Ecken – Fraktale Vielfalt

Die Faszination der Schneekristalle geht nicht zuletzt von der unendlichen Formvariabilität der sechseckigen Grundstrukturen aus. Pioniere wie Wilson A. Bentley und Ukichiro Nakaya, Mikroskopiker wie Martin Deckart und aktuell Physiker wie Kenneth A. Libbrecht, um nur einige zu nennen, sammelten und sammeln Bilddokumente dieser Schnee-Formvariabilität. Man wird keine zwei identischen Schneekristalle beispielsweise im Bildband von W. A. Bentley finden.

Insbesondere bezieht sich die Variabilität auf die größeren, verzweigten Formen der Schneekristalle. Bei unter arktischen Bedingungen und niedriger Luftfeuchte und Temperatur gebildeten prismatischen Plättchen der einfachsten Form (Abb. 3) finden sich viele, unter dem Lichtmikroskop identisch erscheinende Kristalle.

Die Variabilität begründet sich nicht allein durch die Bedingungen bei der Entstehung der Kristalle, vielmehr hat jeder einzelne Kristall einen individuellen Weg vom Ort der Bildung bis zum Boden zurückgelegt. Thermische Aufwinde zum Beispiel tragen die filigranen Gebilde in höhere Luftschichten. Dabei können Teile des Kristalls verdunsten oder weitere Seitenäste entstehen, je nach Temperaturverlauf und örtlicher Luftfeuchtigkeit. Die Form eines Schneekristalls deutet also nicht nur auf die Entstehungsbedingungen allein hin, sondern dokumentiert den Weg aus der Wolke bis zum Boden, wobei durchaus auch asymmetrische Formen entstehen können (Abb. 5a und b).

### Praktische Schneemikroskopie

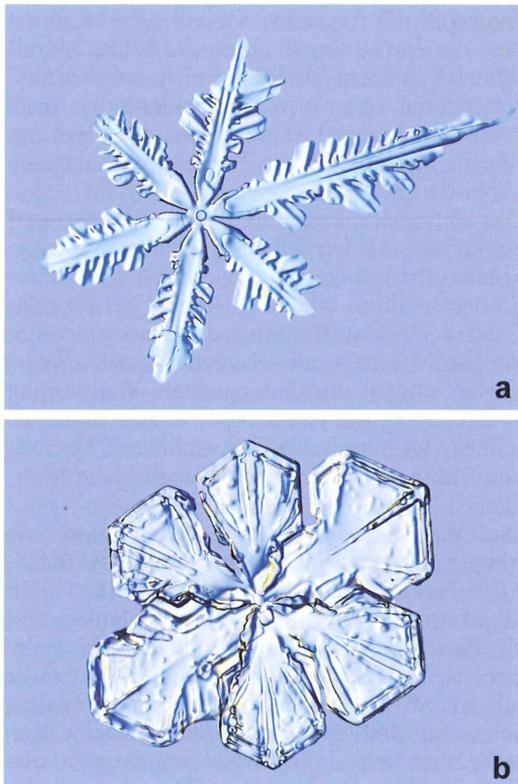
Die Mikroskopie der filigranen Schneekristalle kann auf zwei Wegen erfolgen: 1. direkte Betrachtung der Formen, 2. indirekte Betrachtung mittels Lackabdruck. Beide Verfahren haben Vor- und Nachteile. Die direkte Betrachtung und Foto-Dokumentation erfordert zunächst eine längere Vorbereitung. Alle Geräte und

Vorrichtungen müssen auf das Niveau der Außentemperatur abgekühlt sein. Die erforderliche Zeit, ein Mikroskop auf  $-10\text{ }^{\circ}\text{C}$  abzukühlen, sollte mindestens vier Stunden betragen.

Günstigerweise erfolgt eine Abdeckung der Geräte mit isolierenden Decken oder Folien, damit anschließend eine Kondenswasserbildung auf empfindlichen Teilen der Geräte beim Wiedererwärmen in der Wohnung vermieden wird. Bei niedrigen Außentemperaturen werden die Fokussiertriebe schwergängig, die Bedienung entsprechend langsamer.

Für die Beobachtung im Auflicht hat sich die Verwendung eines Kältepacks bewährt. Diese Gelkissen werden auf den Objektisch gelegt, darauf schwarze Pappe und darauf der Objektträger mit den Schneekristallen. Selbst bei recht hohen Außentemperaturen um  $-3\text{ }^{\circ}\text{C}$  halten sich durch die vorgekühlten Gelkissen die Kristalle recht lange.

Für Verwendung von Digitalkameras bei niedrigen Außentemperaturen ist der Stromversorgung besondere Aufmerksamkeit zu widmen.



**Abb. 5a und b: Asymmetrische Schneekristallformen, Lackabdruckverfahren.**



**Abb. 6:** Zentrum eines Schneekristalls, Aufricht-Dunkelfeld.



**Abb. 7:** Größerer Kristall-Dendrit mit aufgelagertem kleinen, hexagonalen Plättchen unten, Aufricht-Dunkelfeld.

Lithium-Ionen Akkus verlieren bei Temperaturen unter 0 °C drastisch an Kapazität. Will man eine Digitalkamera länger draußen betreiben, empfiehlt sich eine Wärmeisolierung mit Styropor oder ähnlichem.

Der eigene Atem ist ein nicht zu unterschätzender Feind der filigranen Kristalle. Praktisch ist hier die Verwendung eines einfachen Mundschutzes aus dem Medizinbereich, um das Ausatmen breit zu streuen. Die Brillanz der frisch gefallenen Schneeflocken entschädigt allerdings für die umfangreichen Vorbereitungsarbeiten (Abb. 6 und 7).

Das Lackabdruckverfahren ist deutlich weniger aufwändig. Als Utensilien braucht man nur gekühlte Objektträger und gekühltes, verdünntes Eindeckmedium wie zum Beispiel Pertex oder Caedax. Prinzipiell kann jedes Einbettmedium für die Mikroskopie verwendet werden, Voraussetzung ist nur eine passende Verdünnung auf etwa die Viskosität von Wasser und eine schnelle bis mittelschnelle Aushärtung. Notfalls kann man auch farblosen Nagellack verwenden.

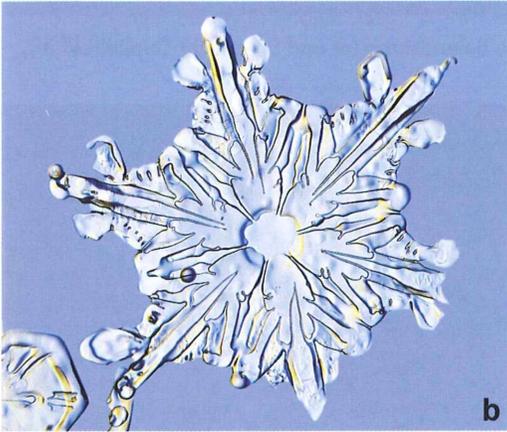
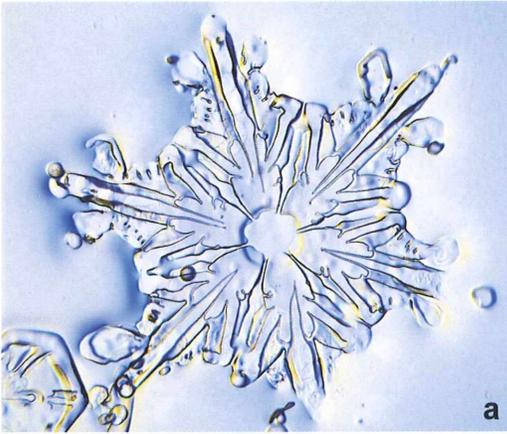
Das Verfahren ist denkbar einfach und von Martin Deckart mehrfach im MIKROKOSMOS beschrieben worden (1963, 1964, 1979). Objektträger, verdünntes Eindeckmedium und ein Pinsel werden draußen zum Abkühlen deponiert. Bei Schneefall werden Objektträger mit einem Film beschichtet und entweder dem Schneefall direkt ausgesetzt oder einzelne Kristalle mit einem Zahnstocher vorsichtig auf den Film drapiert. Die flächigen Schneekristalle legen sich durch Adhäsion flach auf den Einschlussmittelfilm. Schräg liegende Kristalle wie

bei den Frischpräparaten kommen nicht vor. Sämtliche Details der Schneekristalle werden im Lackfilm genauestens abgebildet.

Durchschnittlich ist mit ein bis zwei brauchbaren Kristallabdrücken je Objektträger zu rechnen, auch bei manueller Applikation. Unter passenden Bedingungen lohnt sich das satzweise Auslegen beschichteter Objektträger im 10-Minuten-Takt, da der Ausschuss recht hoch ist.

Die beschichteten Objektträger bleiben dann noch etwa für eine Stunde draußen liegen, um eine Durchhärtung des Lackfilms sicherzustellen. Normalerweise ist der Film aus verdünntem Einbettmedium circa 10–20 Minuten so fest, dass Schneeflocken keinen Abdruck mehr hinterlassen. Daher ist ein längeres Verweilen draußen unkritisch. Zur Fertigstellung der Dauerpräparate holt man die Objektträger ins Haus und lässt den Schnee abtrocknen. Die Abdrücke können dann in Ruhe ohne Deckglas mikroskopiert werden. Der Nachteil der Methode sind die meniskusförmig ansteigenden Schichtdicken des Einbettmediums um die Kristallaußenkontur. Gegenüber den scharfen Kanten der direkt mikroskopierten Kristalle ergibt sich auch fotografisch ein gewöhnungsbedürftiges, verschliffenes Bild (Abb. 8a und b).

Durch eine einfache Maßnahme, die bereits Wilson A. Bentley vor über 100 Jahren anwandte, kann dieser Nachteil ausgeschaltet werden: Die Fotografie des Kristalls wird an dessen Außenkonturen ausgeschnitten und freigestellt. Heutzutage per Computer, damals mit einer feinen Schere.

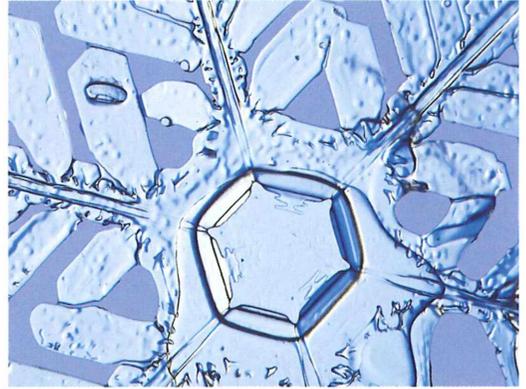


**Abb. 8:** Lackabdruck vor (a) und nach (b) Ausschneiden der Bilder an den Kristallkonturen.

### **Mikroskopische Technik**

Die Größe der Schneekristalle liegt etwa zwischen 0,5 und 8 mm, gemessen am Standort Düsseldorf im Winter 2009/2010. Zur Beobachtung und Dokumentation genügen Objektive kleinerer Vergrößerung zwischen 2,5- und 10facher Eigenvergrößerung. Will man verschiedenste Schneekristalle formatfüllend dokumentieren, braucht man einen geeigneten Satz an Vergrößerungsabstufungen, der wegen der kleinen Maßstabszahlen selten in der Objektivschublade zu finden ist.

Die Wahl der Kontrastierungsverfahren wird ebenfalls von der Objektivwahl beschränkt. Häufig sind Phasenkontrastobjektive oder Interferenzschieber für kleine Abbildungsmaßstäbe nicht verfügbar und für die Arbeit am tiefgefrorenen Gerät draußen auch völlig unge-



**Abb. 9:** Detailbild eines größeren Schneekristalls mit filigranen Lufteinschlüssen im Zentrum, Lackabdruck.

eignet. Durchlicht-Hellfeldbeleuchtung lässt die Schneekristalle flach und unstrukturiert erscheinen und entspricht wenig dem Bild, das man sich gemeinhin von Schneekristallen macht. Durchlicht-Dunkelfeld lässt die Konturen sehr schön aufleuchten, Überstrahlungen verdecken jedoch häufig filigrane Details.

Das Verfahren der Wahl ist die schiefe Beleuchtung, zur dezenten Unterstützung des Bildeindrucks kombinierbar mit farbigen Sektorenbildern vergleichbar der Rheinberg-Beleuchtung. Durch die schiefe Beleuchtung wird die Dickenschichtung der Kristalle häufig erst sichtbar und winzige, sehr symmetrisch angeordnete Lufteinschlüsse treten deutlich hervor (Abb. 9).

Steht eine Auflicht-Dunkelfeldeinheit zur Verfügung, kommt die scharfkonturierte Struktur frisch gefallener Schneekristalle detailreich zur Geltung (Abb. 6, 7 und 12). Für die Mikroskopie und Fotodokumentation am tiefgekühlten Gerät draußen ist der Wechsel zwischen Kontrastierungsverfahren eher hinderlich, da alle Manipulationen Zeit kosten, die unter Outdoor-Bedingungen nicht zur Verfügung steht. Jeder Windhauch verschiebt die winzigen Kristalle, die zudem je nach Witterungsumgebung entweder verdunsten oder vorschnell abschmelzen. Vorjustierte und reproduzierbare Beleuchtungseinstellungen sind bei der Dokumentation ebenso hilfreich wie ein Elektronenblitz. Die Mikroskopie der Lackabdrucke ist dagegen wesentlich entspannter. Zeit spielt keine Rolle. Alle verfügbaren Kontrastierungsverfahren sind einsetzbar (Abb. 10). Für einen

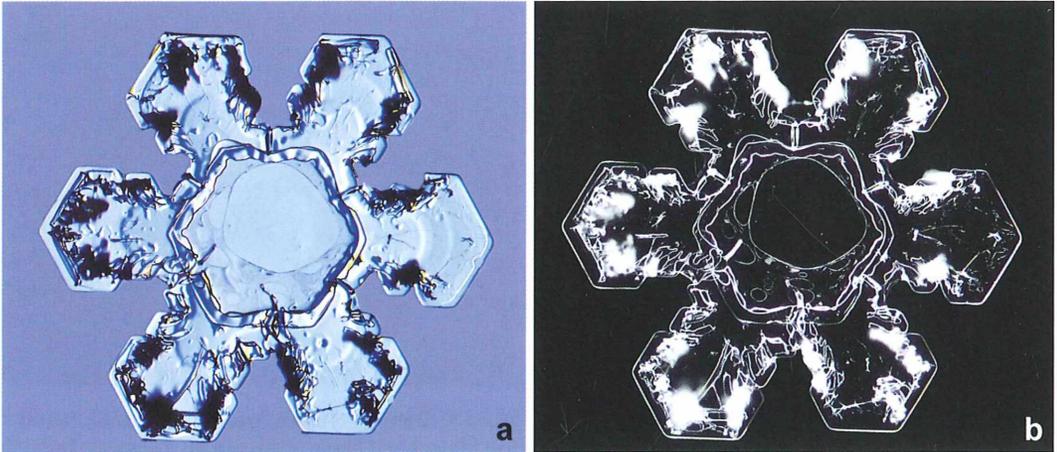


Abb. 10: Kleinerer Schneekristall, Lackabdruck, schiefe Beleuchtung (a) und Durchlicht-Dunkelfeld (b).

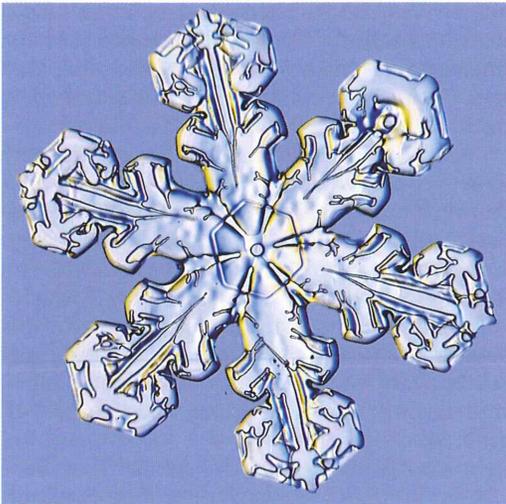


Abb. 11: Lackabdruck, schiefe Beleuchtung.



Abb. 12: Großer Schneekristall mit angelagertem Plättchen, Frischpräparat, Auflicht-Dunkelfeld.

ästhetischen Bildeindruck empfiehlt sich auch hier die schiefe Beleuchtung (Abb. 11).

### Fazit

Mikroskopie und Fotodokumentation am tiefgekühlten Gerät erfordert gute Vorbereitung und zügige Beherrschung der Technik. Die vergänglichen Gebilde direkt vor Ort festzuhalten und die so erzielten Ergebnisse entschädigen jedoch für die Mühen. Die Lackabdruckmethode erbringt vergleichbare Ergebnisse, wenn man

entsprechenden Ausschuss einberechnet. Hat man vor Ort kein Mikroskop verfügbar, ist die Methode die einzige Möglichkeit, beispielsweise auf Reisen ein paar außergewöhnliche Souvenirs mit Nagellack einfach herzustellen.

### Literaturhinweise

- Bentley, W. A., Humphreys, W. J.: Snow crystals. Dover Publications, New York 1961.  
 Blanchard, D. C.: Wilson Bentley, der „Schneeflocken-Mann“. Mikrokosmos 75, 2–5 (1986).  
 Deckart, M.: Schneekristalle. Mikrokosmos 52, 289–293 (1963).

- Deckart, M.: Schneekristalle im Dauerpräparat. *Mikrokosmos* 53, 329–337 (1964).
- Deckart, M.: Schneekristall in farbigem Licht. Selektive Färbung durch Filter. *Mikrokosmos* 68, 22–23 (1979).
- Grave, E.: Ein ungewöhnlicher Schneekristall. *Mikrokosmos* 78, 82–85 (1989).
- Gustafsson, L., Libbrecht, K. G., Rasmussen, P.: Schneeflocken: Juwelen des Winters. Sanssouci Verlag, München 2005.
- Hooke, R.: *Micrographia* of some physiological descriptions of minute bodies made by magnifying glasses with observations and inquiries thereupon. Royal Society, London 1665.
- Kepler, J.: *Strena seu de nive sexangula* (Vom sechseckigen Schnee). Frankfurt, 1611.
- Libbrecht, K. G.: *The art of the snowflake: A photographic album*. Voyageur Press, Stillwater, USA 2007.
- Libbrecht, K. G., Rasmussen, P.: *The snowflake: Winter's secret beauty*. Voyageur Press, Stillwater, USA 2003.

- Libbrecht, K. G.: Homepage: <http://www.its.caltech.edu/~atomic/>
- Libbrecht, K. G.: The physics of snow crystals. *Rep. Prog. Phys.* 68, 855–895 (2005), [http://www.its.caltech.edu/~atomic/publist/rpp5\\_4\\_R03.pdf](http://www.its.caltech.edu/~atomic/publist/rpp5_4_R03.pdf)
- Mathias, E.: Schneekristalle direkt fotografiert. *Mikrokosmos* 92, 342–343 (2003).
- Nakaya, U.: *Snow crystals, natural and artificial*. Harvard University Press, Cambridge, USA 1954.
- Zbären, D., Zbären, J.: Dauerpräparate von Schneekristallen. *Mikrokosmos* 71, 371–373 (1982).

Verfasser: Gerd Günther,  
Knittkühler Straße 61, 40629 Düsseldorf,  
E-Mail: [gerd.guenther@rp-plus.de](mailto:gerd.guenther@rp-plus.de)  
Mitglied im Arbeitskreis Mikroskopie  
im Freundeskreis Botanischer Garten Köln und  
Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft  
der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V.



## ANZEIGE

Die blaue LED-LE 1  
von BW-OPTIK  
denn LED ist nicht LED!

Fluoreszenzmikroskopie für  
CZJ Mikroskope und Fremdmikroskope!

Ausführliche Informationen  
unter [www.bw-optik.de](http://www.bw-optik.de)

SONDEROPTIK

ASTRONOMIE  
MIKROSKOPIE

**BW - OPTIK**  
DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717

Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf

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

# *Selaginella* – Moosfarn mit anatomischen und cytologischen Besonderheiten

## Teil 1: Der Spross

Eberhard Schnepf

Der Moosfarn *Selaginella* zeichnet sich nicht nur dadurch aus, dass er heterospor ist, also Mega- und Mikrosporen bildet. Er hat auch anatomische und cytologische Besonderheiten. Im Spross bilden die Leitelemente eine so genannte Protostele, die auch Tracheen enthält (Bresinsky, 2002). Sie ist von einem großen, luftgefüllten Interzellularraum, der Lacune, umgeben und mit der Rinde nur durch einzelne Zellen verbunden, den Trabekeln. Die haben einen Caspary-Ring, entsprechen also Endodermiszellen. Die inneren Rindenzellen sind bei manchen Arten verkieselt. Die Chloroplasten können wie eine Perlenkette geformt sein. Die Blätter und eine weitere Besonderheit, die Ligula, werden in Teil 2 beschrieben. Auf die Wurzelträger soll hier nicht eingegangen werden.

Zwei *Selaginella*-Arten, *S. helvetica* und *S. selaginoides*, wachsen auch in Deutschland. Sie sind selten und geschützt. Über einen guten Blumenhändler können Sie leicht Pflanzen verschiedener Arten beziehen. Ich habe mein Material vom Botanischen Garten der Universität Heidelberg bekommen. Für die Mikrofotos habe ich Handschnitte angefertigt und diese teilweise mit Phenol oder Chloralhydrat aufgehell.

### Die Stele

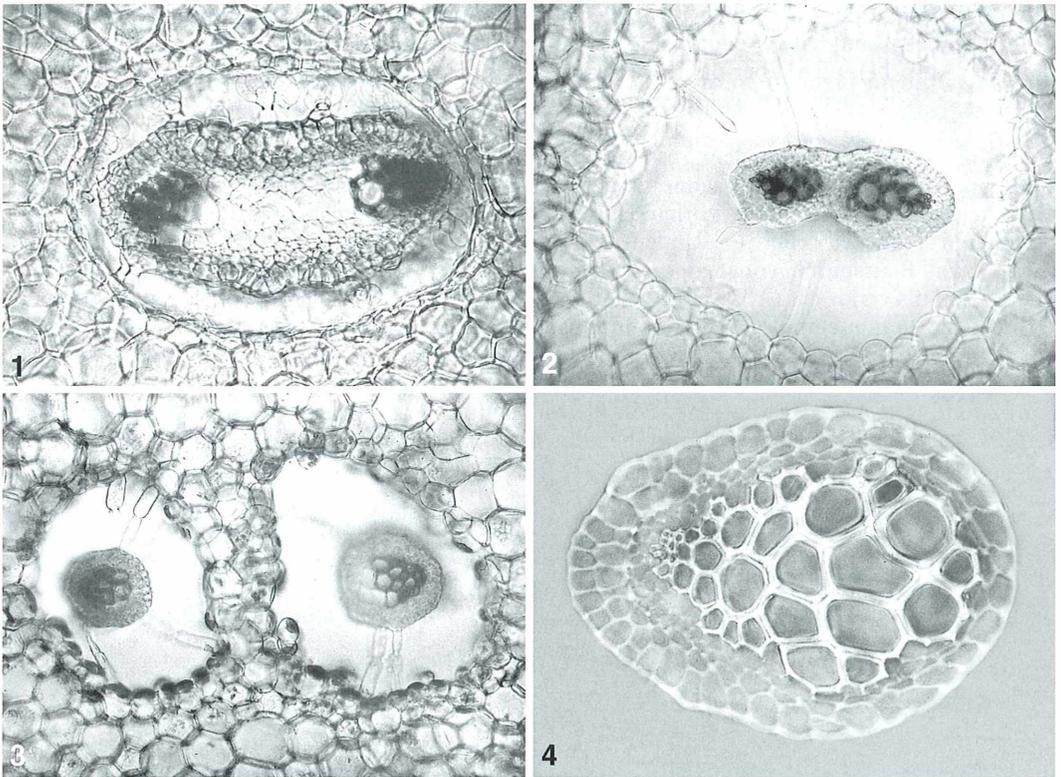
Das Leitbündelsystem liegt in Form einer Stele vor, und zwar einer Protostele (Abb. 1): Die Xylem-Elemente bilden ein flaches Band. An den Flachseiten werden sie von Phloem-Elementen begleitet. Die Protoxylem-Elemente liegen außen (= exarch) auf beiden Seiten des Bandes (= diarch). Die Reifung der Metaxylem-Elemente schreitet von den Schmalseiten nach innen vorwärts. In Abbildung 1 (*Selaginella martensii*) sind die inneren Metaxylem-Elemente noch nicht verholzt. *Selaginella martensii*, *S. vogelii*, *S. pulcherrima* und andere Arten haben nur eine Stele, von der natürlich auch die Blattspur-Stelen abgehen.

Bei *S. kraussiana* gabelt sich die Stele meist früh. Die Achse hat dann zwei Stelen (Abb. 2 vor der Aufspaltung, Abb. 3 nach der Aufspaltung). Die Protoxylem-Elemente in den beiden Teilstelen stehen sich dann gegenüber. Der Aufbau einer einzelnen Protostele von *S. kraussiana*, einer Teilstele, ist in Abbildung 4 gezeigt. Links ist das kleinzellige Protoxylem. Die Phloem-Elemente liegen über den älteren Metaxylem-Elementen. Umgeben ist die Stele vom Perizykel.

Die Metaxylem-Elemente sind Tracheen (Abb. 5), also Gefäße, bei denen die Endwände ganz oder teilweise aufgelöst sind. Das ist für einen Farn ungewöhnlich. Wegen der treppenförmigen Wandverdickungen werden sie Treppen-tracheen genannt.

### Lacune und Trabekel

Die Stelen sind von einem großen Interzellularraum umgeben, der Lacune. Sie zieht durch den ganzen Spross, kann also meterlang sein. Bei einigen *Selaginella*-Arten ist sie eng (Abb. 1 und 6: *S. martensii*). Bei *S. kraussiana* ist sie weit (Abb. 2 und 3). Sie ist mit Luft gefüllt (Abb. 6). Die Stele ist mit der Rinde durch Tra-



**Abb. 1:** *Selaginella martensii*. Stele quer, Metaxylem noch nicht voll ausdifferenziert, enge Lacune, mehrzellige Trabekel. Chloralhydrat. Vergr. 150fach. – **Abb. 2–4:** *S. kraussiana*. – **Abb. 2:** Sich aufspaltende Stele, quer. Weite Lacune. Chloralhydrat. Vergr. 150fach. – **Abb. 3:** Stelen nach Aufteilung, quer. Weite Lacunen, einzellige Trabekel. Relativ große Chloroplasten in den Rindenzellen an der Lacune. Unbehandelt. Vergr. 150fach. – **Abb. 4:** Teilstele quer. Protoxylem links. Phenol. Vergr. 390fach.

bekel verbunden, die durch die Lacune ziehen (Ogura, 1972). Sie bestehen bei *S. kraussiana* aus einer einzigen, langgestreckten Zelle mit einem ringförmig verkorkten Zellwand-Teil, einem Caspary-Ring (Abb. 7). Hier ist die Zelle dünn und die Wand spröde; sie zerbricht hier oft bei der Präparation. Der Caspary-Ring macht diese Trabekelzelle zu einer Endodermiszelle. Ähnlich einzellig, aber viel kürzer, sind die Trabekel bei *S. vogelii*. Bei der als *S. kraussiana* von Ogura (1972) beschriebenen Art sind die Trabekel ganz anders aufgebaut als bei den von mir untersuchten Pflanzen aus dem Botanischen Garten der Universität Heidelberg. Eine Verwechslung?

Bei *S. martensii* und anderen Arten sind die Trabekel mehrzellig. Auf einer Basiszelle mit Caspary-Ring, die wie bei *S. kraussiana* mit einer Perizykelzelle verbunden ist, steht ein

Köpfchen aus mehreren rundlichen Zellen (Abb. 8), das den Kontakt mit der Rinde herstellt. Wie bei den anderen Arten hilft eine Aufhellung mit Chloralhydrat die Trabekelstruktur zu erkennen.

### Rinde und Verkieselungen

In der Rinde gibt es keine Interzellularen. Die Spross-Epidermis besteht aus kleinen, dickwandigen Zellen. Sie hat keine Spaltöffnungen.

Bei *S. martensii* sind die Wände der innersten Rindenzellen, da, wo sie an die Lacune grenzen, mit Kieselplatten bedeckt (Abb. 9). Um diese gut sichtbar zu machen, hellt man die Schnitte mit Phenol auf und erhitzt das Präparat vorsichtig. Häufig sind die Platten zerbrochen (Abb. 10), vielleicht infolge der Präparation.

Auch die Wände der rundlichen Köpfchenzellen der Trabekel sind teilweise mit Kieselplatten umhüllt (Abb. 11), nicht aber die Endodermiszellen. Die Köpfchenzellen gehören also zur Rinde.

Stelen, die als Blattspur aus dem Spross treten, sind zunächst auch von der Lacune umgeben. Trabekel sind hier gleichfalls vorhanden. Die peripheren Trabekel-Zellen (= Rinden-Zellen) sind in den Blattspuren von *S. martensii* anfangs ebenfalls verkieselt (Abb. 12). Weiter distal hört die Verkieselung auf. Bis unmittelbar vor dem Übergang in das Blatt, da wo die Ligula ansitzt (siehe Teil 2), ist das Leitbündel von der Lacune umgeben. Es folgt dann ein kleinzelliges Gewebe. Ich habe mich sehr bemüht,

hier Interzellularen aufzuspüren, welche die Lacune im Spross mit den Interzellularen im Blatt verbinden – ohne klaren Erfolg. So ist anscheinend die große, mit Luft erfüllte Lacune von der umgebenden Atmosphäre völlig isoliert.

Auch bei *S. vogelii* (Abb. 13) und bei *S. pulcherrima* (Abb. 14) gibt es Verkieselungen in den Wänden der inneren Rindenzellen. Es sind kristall-ähnliche Strukturen in den Wänden, da wo drei Zellen aneinander grenzen. Angaben, dass es sich um „silica crystals“ handelt (Ogura, 1972), kann ich nicht bestätigen. Diese Gebilde haben zwar die Form von Kristallen, sind aber nicht doppelbrechend, wie ein Kristall sein sollte. Bei *S. kraussiana* sind die inneren Rindenzellen nicht verkieselt.

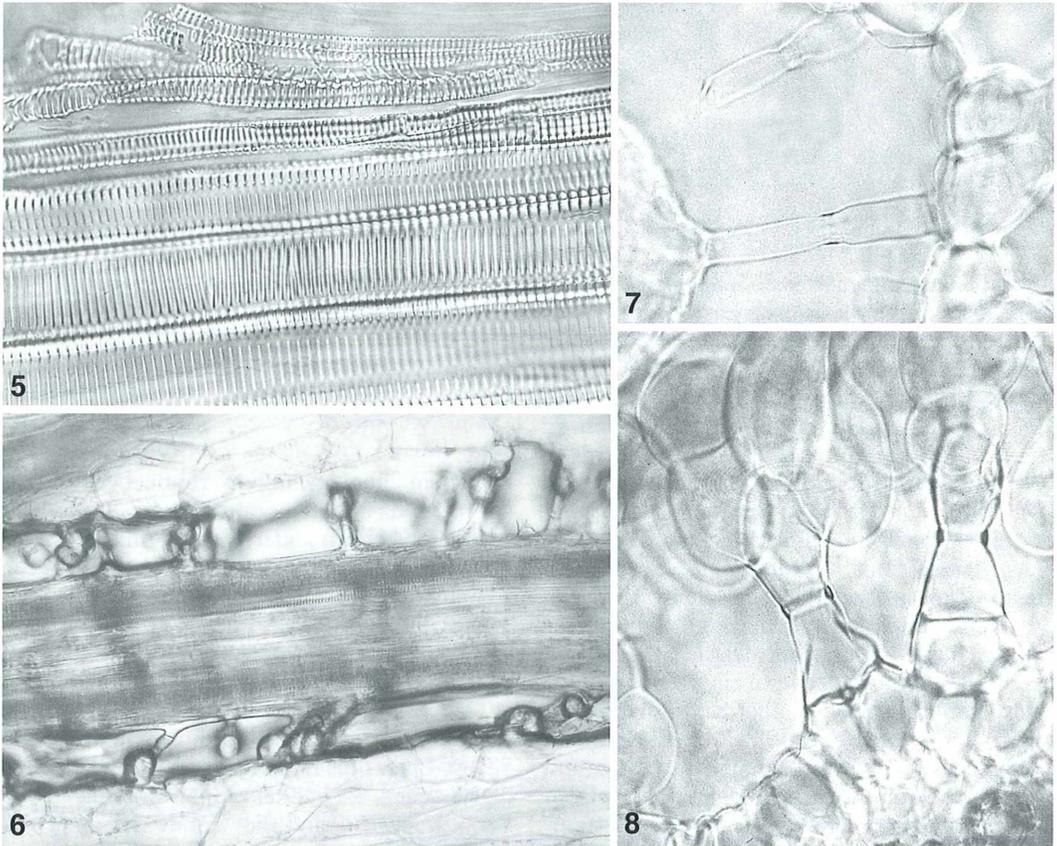


Abb. 5: *S. martensii*. Xylemelemente längs. Unten Treppentracheen, oben Protoxylem. Phenol. Vergr. 390fach. – Abb. 6: *S. martensii*. Stele und Lacune längs. Lacune noch mit Luft erfüllt. Unbehandelt. Vergr. 200fach. – Abb. 7: *S. kraussiana*. Trabekel mit Caspary-Ring. Stele rechts. Chloralhydrat. Vergr. 480fach. – Abb. 8: *S. martensii*. Trabekel mit Caspary-Ring. Stele unten. Chloralhydrat. Vergr. 610fach.

## Chloroplasten

Chloroplasten gibt es in allen Rindenzellen, auch in den Trabekelköpfchen von *S. martensii*. In den Endodermiszellen sind sie klein und nur schwach grün, ebenso in den peripheren Bereichen der Stele. Die Rindenzellen, zumindest die äußeren und mittleren Rindenzellen, enthalten jeweils nur einen Chloroplasten (Abb. 15 und 16). Dieser erscheint als eine lange Kette, die verzweigt sein kann. Sie besteht aus scheinbar isolierten, kugligen Chloro-

phyllkörpern. Die sind jedoch durch chlorophyllfreie Plastidenbereiche miteinander verbunden. Die grünen Plastidentile werden im Inneren der Rinde größer. Die Kettenform geht hier über in unregelmäßige Zusammenlagerungen der Chlorophyllkörper, so in den Zellen, die die Lacune begrenzen (Abb. 17). Auch bei *S. kraussiana* sind die Zellen um die Lacune herum besonders reich an grünen, hier recht großen Teilplastiden (Abb. 3 und 18). Sie liegen vor allem da in den Zellen, wo diese an die Lacune grenzen.

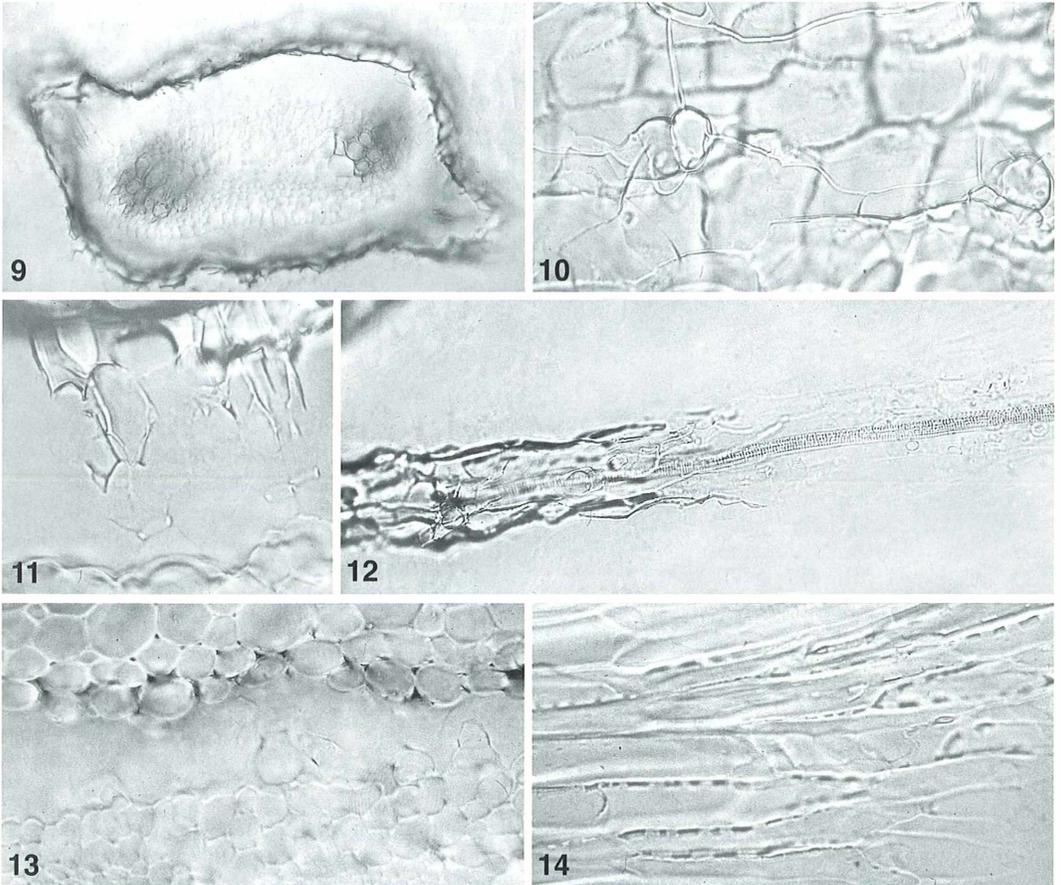


Abb. 9–12: *S. martensii*. – Abb. 9: Verkieselungen an den Rindenzellen, welche die Lacune umgeben. Phenol. Vergr. 120fach. – Abb. 10: Aufsicht auf die verkieselten Wände der die Lacune umgebenden Rindenzellen. Kieselpatten teilweise zerbrochen. Phenol. Vergr. 330fach. – Abb. 11: Verkieselung der Wände von äußeren Trabekelzellen (oben). Caspary-Ringe in den inneren Trabekelzellen (unten). Phenol. Vergr. 400fach. – Abb. 12: Blattspur, von links nach rechts in das Blatt laufend. Verkieselungen an der Lacune links; rechts sind undeutlich einige Caspary-Ringe zu erkennen. Phenol. Vergr. 290fach. – Abb. 13: *S. vogelii*. Querschnitt. Verkieselungen in den Wänden der inneren Rindenzellen. Stele unten. Phenol. Vergr. 290fach. – Abb. 14: *S. pulcherrima*. Längsschnitt. Stabförmige Verkieselungen in den Wänden innerer Rindenzellen. Phenol. Vergr. 290fach.

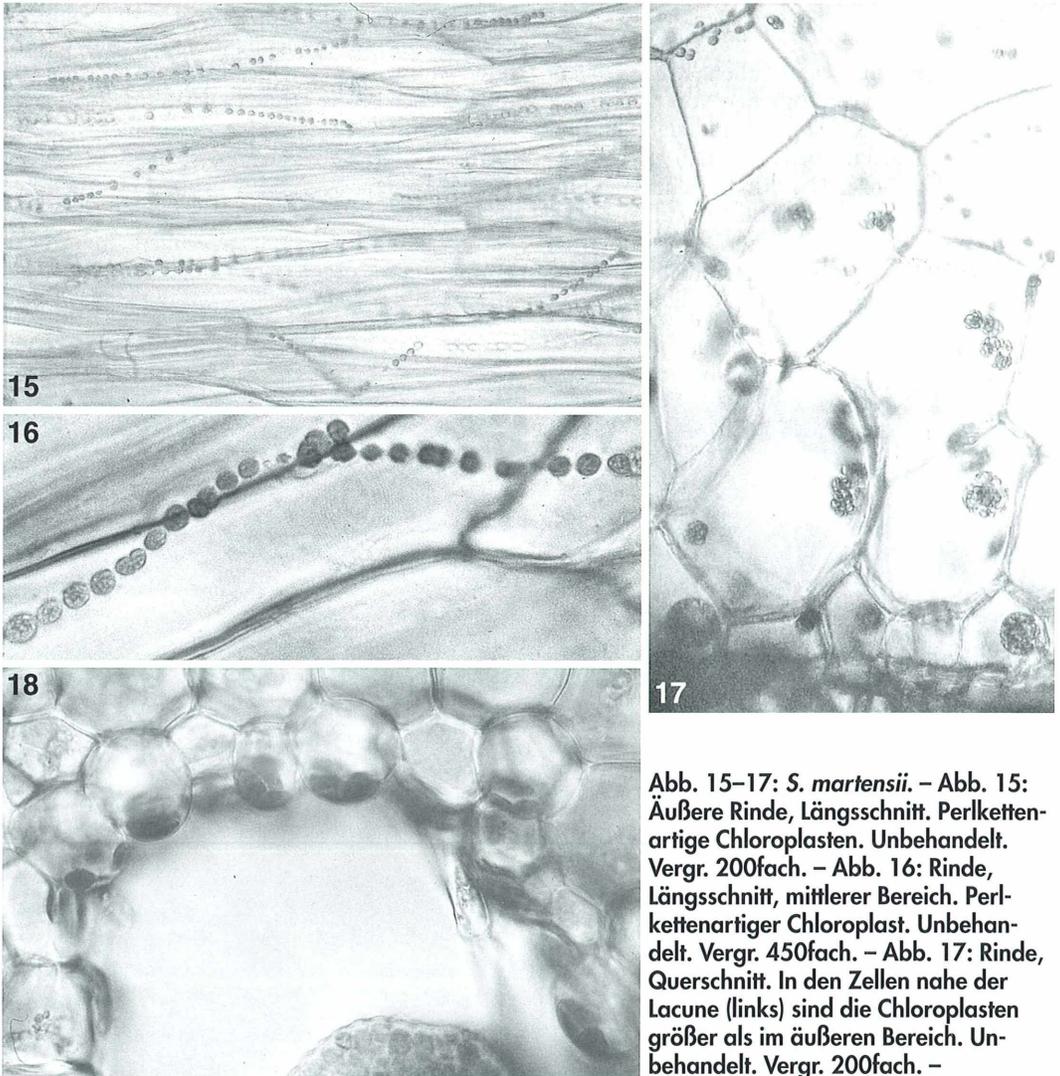


Abb. 15–17: *S. martensii*. – Abb. 15: Äußere Rinde, Längsschnitt. Perlkettenartige Chloroplasten. Unbehandelt. Vergr. 200fach. – Abb. 16: Rinde, Längsschnitt, mittlerer Bereich. Perlkettenartiger Chloroplast. Unbehandelt. Vergr. 450fach. – Abb. 17: Rinde, Querschnitt. In den Zellen nahe der Lacune (links) sind die Chloroplasten größer als im äußeren Bereich. Unbehandelt. Vergr. 200fach. –

Abb. 18: *S. kraussiana*. Querschnitt. Große Chloroplasten an den Wänden der Rindenzellen, die an die Lacune grenzen. Unbehandelt. Vergr. 480fach.

### Resümee

Zu den anatomischen und cytologischen Besonderheiten der Selaginellen gehört vor allem die Lacune, ein riesiger, mit Gas erfüllter Interzellularraum, der sich durch den ganzen Spross erstreckt, aber keine Verbindung mit der Außenluft hat. Sie ist umgeben von relativ vielen Chloroplasten. Diese benötigen zur Photosynthese Kohlendioxyd und geben Sauerstoff ab. Ist die Lacune für einen Gasaustausch geeignet? Eigentlich nicht!

Bei den mit den Selaginellen verwandten riesigen Lepidodendren (Schuppenbäume) der Steinkohlezeit saßen die Blätter auf Blattpolstern. Auf denen hinterließen sie nach dem Abfallen eine deutliche Narbe. Das Leitbündel wurde im Stamm von einem Parichnos-Strang begleitet, einem Aerenchym, das der Durchlüftung diente. Die Parichnos-Male sind in den Blattnarben zu erkennen. Ähnlich ist es bei den Siegelbäumen (Sigillarien) (Mägdefrau, 1953). Es lag also nahe, bei den rezenten Selaginellen nach Luftkanälen zwischen Blatt und Spross zu suchen.

Bemerkenswert ist ferner, dass manche *Selaginella*-Arten Tracheen haben. Tracheen sind also in der Evolution mehrfach unabhängig von einander entstanden. Eine weitere Besonderheit ist, dass und wie Kieselsäure an und in Zellwände eingelagert ist, teilweise in kristallähnlicher Form, ohne kristallin zu sein. Und schließlich sind die Chloroplasten, wohl immer nur einer je Zelle, in der Perlenkettenform im Pflanzenreich recht ungewöhnlich.

Die Chloroplasten in den Blättern werden im Teil 2 beschrieben. Sie sind den Chloroplasten im Spross ähnlich.

### Danksagung

Der Botanische Garten der Universität Heidelberg hat mich mit Material versorgt. Dafür danke ich.

### Literaturhinweise

Bresinsky, A.: Niedere Pflanzen. In: Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C. (Hrsg.): Strasburger – Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 35. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.

Mägdefrau, K.: Paläobiologie der Pflanzen, 2. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena 1953.

Ogura, Y.: Comparative anatomy of the vegetative organs of the pteridophytes. In: Handbuch der Pflanzenanatomie, begründet von K. Linsbauer. Gebr. Bornträger, Stuttgart 1972.

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Jaspersstraße 2-O/418, 69126 Heidelberg

## Buchbesprechung

**Kage, Ch., Kage, M.:**  
**KAGEs**  
**fantastische Mikrowelten.**  
Manuela Kinzel Verlag,  
Göppingen 2010,  
96 Seiten,  
96 farbige Abbildungen,  
gebunden,  
€ 19,00,  
ISBN 978-3-937367-06-4.



ment, verfassten die Kages dieses Buch mit einer Auswahl besonders gelungener Fotos, das nun auch über den Buchhandel erhältlich ist. Aus einem großen Schatz von nahezu 40.000 Fotos wählten sie die 96 besten aus den Bereichen Kristalle, Botanik, Zoologie und Mensch aus. Makellose, technisch perfekte Bilder faszinierender Strukturen aufgenommen mit verschiedensten Techniken (z. B. Polarisation, Interferenzkontrast nach Jamin-Lebedeff, Dunkelfeld, Makroaufnahmen, Rasterelektronenmikroskopie) entführen den Betrachter in eine andere Welt. Kurze Beschreibungen verraten, um was es sich bei den gezeigten Präparaten handelt. Bei dem günstigen Preis muss man nicht lange überlegen, ob man sich dieses optisch ausgesprochen ansprechende Buch anschaffen soll.

Renate Radek, Berlin

*KAGEs fantastische Mikrowelten* – der Titel des Buches sagt eigentlich schon alles aus. Wer sich nur ein wenig mit der Welt des Mikroskopischen beschäftigt und einen Sinn für ästhetisch schöne Strukturen hat, der kennt die „Kages“. Vor 50 Jahren gründete Manfred P. Kage das Institut für Wissenschaftliche Fotografie, das er heute

zusammen mit seiner Frau Christina und der Tochter Ninja-Nadine in Schloss Weißenstein betreibt. Dieses Schloss beherbergt inzwischen auch ein Museum der Mikrofotografie, in dem eine Vielzahl von Mikroskopen, Präparaten, Mikrofotos und Filmen zu sehen sind. Dem Wunsch der beeindruckten Besucher nachkom-

## Mikro-Markt

**Mikroskop. Präparate** aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller.**

Liste anfordern (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskopische Technik.  
Volker Neureuther, Reibergstr. 5, 85049 Ingolstadt,  
Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53, Mobil:  
0162/2816128

**www.mikroskopier-bedarf.de**

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

**Suche für Tubuslänge 160 mm:** Zeiss-West Plan-Neofluare 16/0,50 und 40/0,90 Imm korrigiert; nur Objektive ohne Kittschäden.

Harald Popp, Bamberg, Tel. 09 51/2 99 48 00

## Aus der Industrie

### Die Stereolupe „BonnTec Zoom Advanced“

Werner Jülich, renommierter Fachhändler für optische und elektronische Geräte in Bonn, vertreibt neben Mikroskopen der Marken Zeiss, Leica und Hund auch solche von einem chinesischen Hersteller unter der eigenen Marke BonnTec. Das Besondere dabei ist im Vergleich zu Mitbewerbern, dass Familie Jülich (Frau Jülich ist Chinesin) ein hohes technisches Niveau ihrer Produkte anstrebt und dazu in den Planungs- und Fertigungsprozess eingreift.

Ich hatte kürzlich die Gelegenheit, die Stereolupe *Zoom Advanced* einer Prüfung zu unterziehen. Nach Aussage von Werner Jülich zielt dieses Gerät auf Routine-Labore und den universitären Unterricht. Mit circa 1.300 € liegt es preislich in etwa zwischen den Einstiegsmodellen

der Markenhersteller und deren Laborgeräten. Es handelt sich um ein apochromatisch korrigiertes Teleskop-System mit Zoom-Optik. Das Objektiv vergrößert 0,8fach bis 5fach. Serienmäßig werden Okulare 10fach mit Sehfeld 22 mm(!) mitgeliefert, so dass also der Vergrößerungsbereich zwischen 8fach und 50fach liegt. Mit Vorsatzlinsen lässt sich dieser Bereich halbieren oder verdoppeln.

Es ist ein Fototubus integriert, zu dem ein C-Mount-Adapter für 1/2"-Chips geliefert wird. Der Fototubus ist stets zugeschaltet; das Licht wird einem Kanal entnommen, was man aber nicht bemerkt. Die Optik verwendet Spiegel (anstatt Prismen), die in einem massiven Chassis montiert sind.

Das optische System ist an einem außerordentlich großen und massiven Metallstativ befestigt (Abb. 1). Die Fokussierung erfolgt mittels coaxialem Grob- und Feintrieb, der auf einen Schlitten wirkt, der in die senkrechte Säule integriert ist. Der Arbeitsabstand beträgt (ohne Vorsatzlinse) 115 mm über den ganzen Zoom-Bereich (leichtes Nachfokussieren ist allerdings erforderlich). Die Objekte können bis zu 100 mm dick sein (Verfahrweg des Schlittens). Soll die 2fach-Vorsatzlinse zur Anwendung kommen, kann der Tubus-Träger mittels einer Schraube in einer tieferen Position befestigt werden, da dann der Arbeitsabstand nur noch 25 mm beträgt.

Das Mikroskop enthält zwei integrierte Beleuchtungssysteme, nämlich eine Matrix aus weißen LEDs

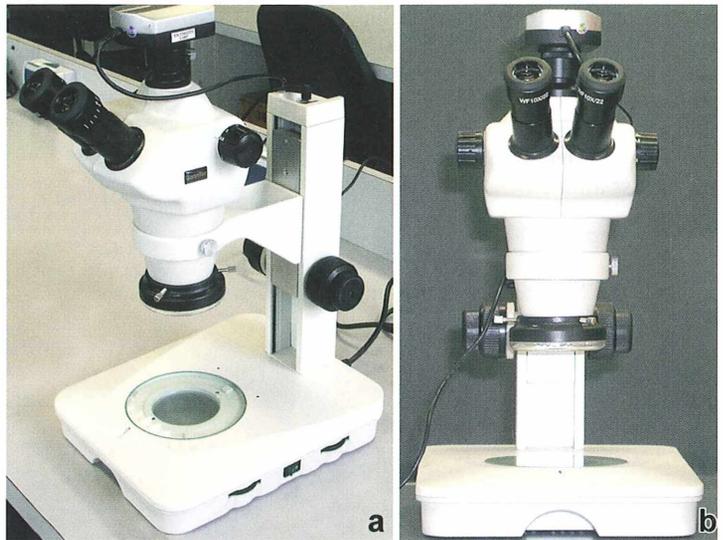


Abb. 1: Die *Zoom Advanced Stereolupe* in der Seiten- (a) und Frontalansicht (b).

unter der großen Glasscheibe, die als Objektisch dient, und einer ringförmigen LED-Beleuchtung, die um die Frontlinse befestigt wird. Beide Systeme können kontinuierlich geregelt werden. Die gesamte Elektronik ist in dem sehr großen Fuß untergebracht. Bei der Arbeit an dem Mikroskop fällt zunächst die außergewöhnliche Stabilität auf. Die beiden Beleuchtungssysteme sind überraschend effektiv. Die Durchlicht-Beleuchtung, die unter einer Streuscheibe angeordnet ist, ergibt ein nahezu perfekt gleichmäßig ausgeleuchtetes Bild. Die Ringleuchte leuchtet das Objekt von oben gleichmäßig aus.



Abb. 2: Brennhare der Brennessel mit der *Zoom Advanced Stereolupe* aufgenommen.

Das Bild ist über das ganze Sehfeld bei allen Vergrößerungen gleichmäßig scharf und ohne Farbsäume, überprüft an einem Laser-Ausdruck auf rein weißem Papier. Am Kontrast ist nichts auszusetzen. Biologische Objekte werden scharf und kontrastreich abgebildet (Abb. 2). Mir hat die Arbeit an diesem Mikroskop Freude bereitet. Einen etwas getrübbten Eindruck hinterlässt die 2fach-Vorsatzlinse. Da stimmt wegen des verkürzten Arbeitsabstands die Auflichtbeleuchtung nicht mehr optimal und die Auflösung lässt ab Endvergrößerungen von rund 70fach zu wünschen übrig. Aber für Messzwecke mag dieses Zubehör nützlich sein.

Mein abschließender Eindruck: Es handelt sich um ein außergewöhnlich stabiles Routine-Mikroskop mit guten optischen und hervorragenden mechanischen Eigenschaften. Es stößt in eine Lücke, die von Mitbewerbern in dieser Preisklasse offenbar bisher nicht wahrgenommen worden ist.

Ein etwas ausführlicherer Bericht kann bei <http://www.mikroskopie-forum.de/index.php?topic=5789.0> nachgelesen werden.

Dr. Detlef Kramer, Tannenweg 13, 64354 Reinheim,  
E-Mail: [kramer@bio-tu-darmstadt.de](mailto:kramer@bio-tu-darmstadt.de)

## Nachricht

### Mikrofotografie – Schönheit jenseits des Sichtbaren

Hinter diesem Titel verbirgt sich eine Ausstellung der Sammlung Fotografie der Kunstbibliothek der Staatlichen Museen zu Berlin und der Alfred Erhardt Stiftung im Rahmen des Europäischen Monats der Fotografie, die in Berlin im Museum für Fotografie, Jebensstraße 2, in der Zeit vom 1. Oktober 2010 bis 9. Januar 2011 im Kaisersaal zu besichtigen ist.

Die Ausstellung bietet einen umfassenden Überblick vom 19. Jahrhundert bis in die Gegenwart zu einer Gattung der Fotografie, die wie keine andere zwischen den Wissenschaften und den Künsten oszilliert. Inspiriert durch den Zoologen Ernst Haeckel aus Jena und sein epochales Werk *Kunstformen der Natur* (1899–1904) wurde vor allem im deutschsprachigen Raum das mikroskopische Bild zum wichtigsten Medium einer von den Naturwissenschaften getragenen Ästhetik, welche die Vorbildfunktion der Natur für die Kunst machtvoll in den Fokus rückte (Abb. 1).

Im Mittelpunkt der Ausstellung stehen Arbeiten, in denen sich aus den Formenwelten des Mikrokosmos eine neue, experimentelle Bildästhetik entwickelt. Ebenso richtet sich das Augenmerk auf Fotografien, die für rein naturwissenschaftliche Zwecke angefertigt wurden und dennoch durch hohe künstlerische Qualität bestechen.

Viele dieser Fotografien entstanden lange bevor die Avantgarde die Mikrofotografie als Experimentierfeld entdeckte. So spannt sich der Bogen des Ausstellungs panoramas von einer der frühesten Mikrofotografien überhaupt, nämlich Andreas Ritter von Ettinghausens Daguerreotypie von 1840 mit dem Querschnitt durch den Stängel einer *Clematis* über Robert Kochs Bakterienaufnahmen, Johann Diedrich Möllers Diatomeenpräparate und Studien Alfred Erhardts oder Carl Strüwes bis hin zu den raster-elektronenmikroskopischen Fotografien der Becher-



Abb. 1: Pollen der Wegwarte (Foto: Andreas Gebert, Lübeck).

Schülerin Claudia Fahrenkemper und den Rasterkraftmikroskopbildern von Hans-Ulrich Danzebrink.

Interessant für unsere Zeitschrift ist die Tatsache, dass es in dieser Ausstellung eine acht Meter lange Präsentationswand gibt, welche ausschließlich dem Schaffen ausgewählter MIKROKOSMOS-Bildautoren gewidmet ist. Hier werden Mikrofotos gezeigt, die in den vergangenen Dekaden im MIKROKOSMOS erschienen sind. Wir sind stolz darauf, in einer solch illustren Umgebung einen derartig prominenten Platz einnehmen zu dürfen.

Übrigens: Die Alfred Erhardt Stiftung zeigt zeitgleich zu dieser Ausstellung in ihren Räumen in der Auguststraße 75 in Berlin-Mitte eine Retrospektive zum Werk des absolut herausragenden deutschen Mikrofotografen Manfred P. Kage, der nicht nur in seiner Frühzeit zum Gelingen unserer Zeitschrift beigetragen hat.

Redaktion MIKROKOSMOS

## Nachricht

### 7. Mikroskopieforumtreffen an der TU Darmstadt vom 11. bis 13. Juni 2010

„Forumtreffen sechs Tage nach Bekanntgabe des Termins bereits ausgebucht!“ So oder ähnlich lief die Kommunikation unter den Initiatoren Ende Oktober 2009. Aus den Vorjahren waren wir gute Resonanz auf den Aufruf im Internet-Forum [www.mikroskopie.de](http://www.mikroskopie.de) zum Treffen in Darmstadt gewohnt. Aber dies?! Wir überdachten unser Limit von 30 Teilnehmern und erhöhten es, die Kapazitäten des Tagungshotels in die Überlegungen einbeziehend, auf die Maximalzahl von 40. Am Ende hatten sich tatsächlich 40 Interessenten angemeldet, darunter zehn Neu-linge.

Am Freitagnachmittag startete das Treffen wie üblich gegen 14 Uhr mit einer kurzen Begrüßung der Initiatoren, gefolgt von den Grußworten der Dekanin des Fachbereichs Botanik der TU Darmstadt, Frau Prof. Dr. Felicitas Pfeifer (Abb. 1a). Sie hieß uns herzlich willkommen und betonte, dass die TU dem Mikroskopieforumtreffen nicht lediglich Räume und Gerätschaften zur Verfügung stellt, sondern dass unser Treffen im Rahmen des Programms der Öffentlichkeitsarbeit der TU Darmstadt eine wichtige Rolle spielt. Das hörten wir gerne und es ist Ansporn, dieses Treffen mit Qualitätsanspruch weiterhin zu organisieren.

Zu den geplanten Vorträgen gesellte sich noch ein hochwertiger ungeplanter dazu! Frau Prof. Pfeifer ist Mikrobiologin, und sie klappte nach den sehr freundlichen Grußworten das Notebook auf und referierte anschaulich über Mikroben extremer Umgebungen, den thermo-, halo- und acidophilen Archaeobakterien.

Danach gab uns Dr. Alexander Rapp von der TU-Arbeitsgruppe „Molekulare Zellbiologie“ einen Ein-

blick in moderne Methoden der Lebendzellmikroskopie mittels fluoreszierenden Markern und Laser-Scanning-Mikroskopen. Er erklärte, wie grün fluoreszierende Proteine (GFP) in die Zellen eingeschleust werden, um dort Stoffwechselfvorgänge mikroskopisch sicht- und messbar zu machen, und welche unterschiedlichen mikroskopischen Techniken entwickelt worden sind, um die schwachen Fluoreszenzsignale der markierenden GFPs zellschonend zu verarbeiten. Denn UV-Licht, die Anregungsstrahlung für die Fluoreszenz, schädigt Gewebe irreversibel.

Mitarbeiterinnen des Fachbereichs labors hatten netterweise wieder eine reichhaltige Kaffeetafel mit Keksen und Früchten bereitet. Nach einer ausgedehnten Kaffeepause brachte uns Dr. Detlef Kramer die morphologischen Unterschiede der Leitbündel der Gefäßpflanzen zwischen Wurzel und Spross nahe (Abb. 1b). Die Lagebeziehungen zwischen Phloem, Xylem und dem Stützgewebe unterscheiden sich in Wurzel und Spross, so wie sich auch die Aufgaben und die mechanischen Randbedingungen unterscheiden. Michael Dillberger hatte dazu von dieser Übergangszone einer *Helianthus*-Pflanze eine Parafinschnittserie hergestellt, 66 Schnitte à 10 µm im Abstand von 40 µm.

Seit Jahren veranstaltet Prof. Dr. Klaus Hausmann im Herbst eine Mikroskopierwoche in der Biologischen Station der Universität Greifswald auf Hiddensee. Als eifriger Hiddenseefahrer hatte Wolfgang Betschhofer eine Diaschau zusammengestellt. Die Bilder zeigten, dass Hiddensee ein vortrefflicher Ort ist, um autofrei und fern vom Getriebe der Zeit naturnah zu entspannen und dass es dort eine Reihe Gewässer mit interessantem Mikrobewuchs gibt.

Dann war Eckhard Völcker an der Reihe, um das Auditorium auf den Handschnitt- und Färbeworkshop am Samstag vorzubereiten. Eckhard propagiert die familienfreundliche Präparation mit kurzen Durchlaufzeiten. Die Idee: Während des sonntäglichen Spaziergangs mit der Familie sammelt man beispielsweise Sprossachsenteile, Blüten- oder Blattstängel (Abb. 2). Hernach beim Kaffee im Garten wird mit Hilfe einer Möhre und eines Handmikrotoms frisch und ohne vorherige Fixierung, für alle Familienmitglieder verfolgbar, geschnitten. Die von ihm vorgestellten Präparationsschritte inklusive Färbung (modifizierte Wackerfärbung) dauern nicht lange, so dass die Kinder vor dem Schlafengehen schon einen Blick auf das Ergebnis werfen können.



**Abb. 1:** a Prof. Pfeifer, Dekanin des Fachbereichs Botanik der TU Darmstadt, bei der Begrüßung.  
b Dr. Kramer beim Vortrag  
(Fotos: Dietmar Schnabel, Wilhelmshaven).



**Abb. 2: Probenahme im Botanischen Garten Darmstadt (Foto: Jörg Weiß, Bonn).**

Im weiteren Verlauf des Treffens veranstaltete Eckhard Völcker den Workshop „Schneiden und Färben von Frischmaterial“. Fast 20 Mikrofreunde versuchten erfolgreich, mit Möhre und Handmikrotom bewaffnet, Eckhard im gleichmäßig dünnen Handschnitt nachzueifern, zu färben und einzudecken (Abb. 3). Viele hatten ihre eigenen Handmikrotome mit Messer und Klingenhalter mitgebracht. Mikrofrende ohne eigene Seziergeräte konnten sich eines aus Beständen des Fachbereichs leihen, die Reagenzien wurden von Eckhard und der TU bereitgestellt. Die Ergebnisse wanderten am Abend in den Wärmeschrank, so dass das Euparal am nächsten Tag trocken genug war, um die Präparate sicher nach Hause transportieren zu können.

Der Vortrags-Tag klang nach dem Abendessen mit verschiedenen, vertonten Mikrofilmen von Gerd Günther aus. Das Spektrum reichte von wachsenden Kristallen über Paramecien, bei welchen das Entstehen der Nahrungsvakuolen mittels einer Aufschwemmung feiner Kohlepartikel (Skribtol) oder mit Kongorot vitalgefärbter Hefezellen eindrucksvoll dargestellt wurde, über Plasmastromung in Pflanzenzellen bis hin zu einem „Kopfballspiel“, welches eine

Population Rädertiere (*Epiphanes senta*) mit kugelförmigen Ciliaten (*Opisthonecta henneguyi*) veranstaltete. Schließlich sahen wir im Streifen „Pril im Motion“, welches berauschende Farbenspiel ein Seifenblasenhäutchen entwickelt, wenn es langsam – und ungleichmäßig – dünner wird und die wechselnden Schichtdicken bei Auflichtbeleuchtung die unterschiedlichsten Interferenzfarbennuster erzeugen. Dr. Karl Heiz Schäffner bereicherte den Abend durch eine filmrisch verarbeitete und vertonte Fotosequenz von Rasterelektronenmikroskop-Aufnahmen von Radiolarien, welche er (Biologe, selbständiger Asbest-Sachverständiger und Spezial-Materialprüfer mit eigenem REM-Labor) zusammengestellt hatte. Bis spät nach Mitternacht saßen Teilnehmergruppen noch zusammen, um fachzusimpeln, aber auch, um sich über beliebige Themen des Lebens zu unterhalten.

Einer der wichtigsten Programmpunkte des Forumtreffens ist es, Raum für die persönliche Kommunikation zu geben. So gibt es am Samstagvormittag üblicherweise eine Exkursion mit Probenahme und am Nachmittag viel Raum zum Mikroskopieren und Fachsimpeln. In diesem Jahr hatten sich Frau und Herr Jülich (Firma *Optische Geräte Jülich* in Bonn) angemeldet. Herr Jülich hielt einen Vortrag über die aufstrebende optische Industrie in China, die er aus eigener Erfahrung kennt, ist er doch unter anderem Importeur von chinesischen Mikroskopen. Außerdem bot er uns Gelegenheit, hochwertige Optik von Zeiss (SteREO Discovery, Stemi 2000, Primo Star, Axio Lab und Axio Scope) und seiner eigenen Produktlinie aus chinesischer Fertigung (BonnTec) zu testen (Abb. 4). Daher verzichteten wir in diesem Jahr auf die Wanderung. Fleißige Helfer hatten für Wasserproben gesorgt, Kathleen Baituschi hatte sogar Nordseeschlick von Borkum für die Diatomeenfreunde mitgebracht. Nach einem interessanten Einblick in die chinesische Wirtschaft und der Darstellung von Möglichkeiten, durch Qualitätskontrollen vor Ort Mikro- und Astro-Optik für höhere Ansprüche zu importieren und zu attraktiven Preisen zu vermarkten, marschierte ein Großteil der Gruppe durch den nahe der Uni gelegenen Stadtwald zum Gasthaus Fischerhütte, um dort zu Mittag zu essen.



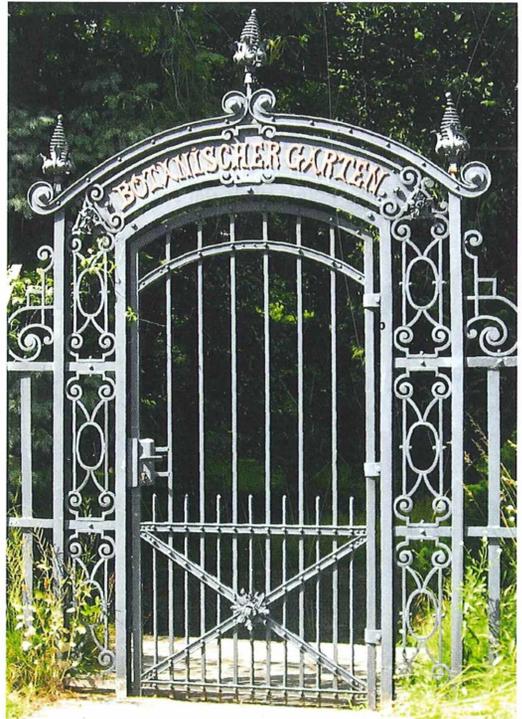
**Abb. 3: Höchst aufmerksam beobachteten die Workshop-TeilnehmerInnen (a), wie Eckhard Völcker die Rasierklinge führte (b). Danach ging es mutig selbst zur Sache (c) (Fotos: Klaus Herrmann, Neuhausen).**



**Abb. 4:** Mikrotechnik und Fachsimpeln im Kursaal. a Versuchsaufbau von Dr. Klaus Herrmann mit der LED-Auflicht-Fluoreszenzbeleuchtung. b und c Gespräche über und Arbeit an Testgeräten von BonnTec und Zeiss (Fotos: Klaas Koch, Berlin; Detlef Kramer, Reinheim, Peter Voigt).

Zu Beginn der Nachmittagsveranstaltung zeigte uns Dr. Klaus Herrmann, wie man mit einer Hochleistungs-LED der Anregungsfarbe „Royal Blue“ eine leistungsfähige Auflicht-Fluoreszenzeinrichtung konstruiert. Danach gab es für alle Gelegenheit, sich in Praxis zu üben und die Demonstrationsgeräte von Zeiss und BonnTec zu testen. Der Seminarraum der Abteilung Botanik der TU Darmstadt hält für alle Teilnehmer Kursmikroskope der Typen Zeiss Axio-star mit Phasenkontrast und Primostar sowie Zeiss Stereomikroskope bereit. Eine ganze Reihe Mikrofreunde brachten aber trotzdem ihre eigenen Geräte mit, teilweise mit adaptierter Kamera. So eröffnete sich für die Teilnehmer vielfach die Möglichkeit zu sehen, wie andere die immer spannende Frage der Kamera-Adaption oder des Einbaus von LED anstatt der herkömmlichen Glühlampen gelöst haben.

Am Sonntagvormittag bekamen wir von Dr. Florian Stellmacher eine Einblick in den beruflichen Alltag eines Pathologen. Nach einer sehr humorvollen Einleitung, wo er die Unterschiede zwischen den im Krimi-Alltag vorkommenden Gerichtsmedizinern (z. B. Quincy) und der durchaus spannenden, aber nicht ganz so dramatischen Arbeit der Pathologen aufzeigte, erfuhren wir einiges über die mikroskopischen Methoden der Histopathologie vom Gefrier-Dünnschnitt bis zur Markierung von DNA-Proben mit genspezifischen Fluoreszenzmarkern.



**Abb. 5:** Das historische Portal des Botanischen Gartens Darmstadt (Foto: Wolfgang Bettighofer, Kiel).

Nach einer guten Stunde geschäftigen Aufräumens und Einpackens ging es für diejenigen, die keinen weiten Heimweg hatten, durch das Institutsgebäude in den dahinter liegenden Botanischen Garten, der wieder einmal passend zu unserem Treffen am Sonntag zum „Tag der offenen Tür“ eingeladen hatte (Abb. 5). Diesmal war sogar erfolgreich sonniges und warmes Wetter bestellt worden, so dass das Mikroforumtreffen bei Würstchen mit Bier oder Kuchen mit Kaffee ausklingen konnte. Ganz Mutige probierten sogar Äpfelwoi!

Ein Nachwort sei gestattet: Sieben Jahre Mikroskopieforumtreffen hat ja schon etwas mit Tradition zu tun. So trug dieses Treffen bisher auch einen Namen, der sich auf das erste Treffen dieser Art bezog: *Kornrade-Treffen*. Zur Vorgeschichte: 2003 war die Kornrade zur Blume des Jahres (<http://www1.tu-darmstadt.de/fb/bio/bot/agrostemma/index.html>) gekürt worden. Dr. Detlef Kramer, damals noch wissenschaftlicher Mitarbeiter am Fachbereich Botanik der TU Darmstadt, hatte darüber im Forum berichtet. Im Zuge der Diskussion darüber wurde von

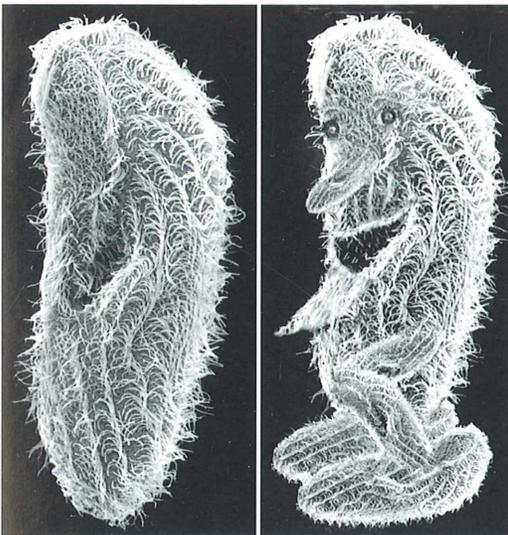
Gerald Helbig die Idee entwickelt, 2004 ein Forumtreffen an der TU „im Zeichen der Kornrade“ zu veranstalten, was dann auch so von Detlef Kramer organisiert im Mai 2004 stattfand. In den folgenden Jahren wurde daraus das „Kornrade-Treffen“, organisiert von einem engagierten Team um Detlef Kramer.

Seit einigen Jahren ist er im Ruhestand und es stellte sich jedes Jahr aufs Neue die Frage, ob wir auch weiterhin wie in seiner aktiven Zeit die Räumlichkeiten und Geräte der TU würden nutzen können. So waren wir sehr erfreut, als die Dekanin Frau Prof. Pfeifer bei ihrem diesjährigen Grußwort betonte, dass unser Treffen im Rahmen des Programms der Öffentlichkeitsarbeit der TU Darmstadt eine wichtige Rolle spielt. Dies hat die Organisatoren des Treffens bewogen, den betagten Begriff „Kornrade-Treffen“ abzulegen und künftig einen Titel zu wählen, in dem der Name „TU Darmstadt“ vorkommt. Wir freuen uns auf rege Beteiligung im nächsten Jahr beim 8. *Mikroforumtreffen an der TU Darmstadt*.

Wolfgang Bettighofer, Kiel

## Mikro-Cartoon

### Mikroskopisch kleiner Pantoffelheld



Was will uns dieses Bild sagen? Aus dem einen kann das andere werden! Studierende der Freien Universität Berlin, die einen Elektronenmikroskopie-Kurs absolvierten, in dem unter anderem auch der Umgang mit der computergestützten Bildbearbeitung wissenschaftlicher Fotos erlernt werden sollte, transformierten ein normal aussehendes *Paramecium bursaria* in eine Morphe, die dem Trivialnamen Pantoffeltierchen ganz besonders gerecht werden sollte.

Aber es sind nicht nur die Namen gebenden Pantoffeln hinzugefügt worden, sondern der gesamte Habitus hat eine Metamorphose hin zum Menschlichen erfahren. Hat man nicht den Eindruck, dass der Transformierte etwas über seine Ursprungsform lächelt?

Ja, das ist heutzutage möglich, wenn man die landläufig bekannten und verfügbaren Computerprogramme anwendet!

Klaus Hausmann  
Redaktion MIKROKOSMOS

# Darwin und sein Mikroskop

Stephan Krall

Im April 1848 schwitzte Darwin (1809–1882) bereits seit fast zwei Jahren an seinem monumentalen Werk über die Rankenfüßer (Cirripeden), zu dem ihm sein Freund, der damals sehr bekannte Botaniker und spätere Direktor der berühmten Kew Gardens (Abb. 1) von London, Joseph D. Hooker (1817–1911), geraten hatte, damit Darwin sich den nötigen wissenschaftliche Respekt erwerbe. In den Jahren 1851 und 1854 erschienen zwei dicke Bände über die lebenden und zwei dünne Quartbände über die ausgestorbenen Arten bei der Ray Society in London.

**R**ankenfüßer sind wohl jedem schon einmal begegnet, der am Meer gewesen ist. Dort kann man den pockenartigen Aufwuchs an Stegen und Booten beobachten. Es handelt sich dabei um die Seepocke (*Balanus* sp.). Zumindest vom Namen her bekannt ist auch die Entenmuschel, deren Stiel, mit dem sie am Substrat festsetzt, in Portugal sogar als Delikatesse verzehrt wird. Die Cirripeden sind allerdings keine Muscheln und natürlich auch keine Pocken, sondern es handelt sich um eine Unterklasse der Crustaceen (Krebstiere), die bereits seit dem Kambrium bekannt ist und eine teils sehr interessante Biologie aufweist, wie schon Darwin beobachtete. Bei einigen Arten setzt sich zum Beispiel das verkümmerte winzige Männchen in kleinen Klappen des Weibchens fest, so dass dieses zwittrig (hermaphrodit) wird (Darwin, 2008b).



**Abb. 1:** Holzrelief mit Mikroskop in einem Laboratorium des botanischen Gartens (Kew Gardens) in London, dessen Direktor von 1865–1885 Darwins Freund Joseph D. Hooker war.

## „Zum Teufel mit den Cirripeden“

Als Darwin sich auf die Arbeit einließ, ahnte er wohl nicht, dass ihn diese acht Jahre seines Lebens kosten würde und er war sich später auch nicht mehr sicher, ob sich der Aufwand gelohnt habe (Darwin, 2008a). Er schreibt sogar: *Zum Teufel damit [den Cirripeden] und den ganzen Tribus ausrotten* (Darwin, 2008b). Allerdings arbeitete er in der gleichen Zeit parallel ständig an seinem Lieblingsthema, der Entstehung der Arten. Diese Arbeit bezeichnete er im gleichen Jahr in einem Brief an Hooker mit *...meine Theorie der Arten ist Evangelium* (Darwin, 2008b). Sie führte bekanntlich zu dem Buch *Über die Entstehung*

*der Arten*, mit dem er berühmt werden sollte (Darwin, 2008c).

Cirripeden sind kleine bis sehr kleine, nicht einfach zu bearbeitende Tiere. Für Darwin, der selber von sich sagte, dass er weder gut zeichnen noch sezieren konnte, eine Herausforderung. Er schreibt: *Es hat sich als eines der schlimmsten Versäumnisse in meinem Leben erwiesen, dass ich niemals zum Sezieren angehalten wurde, denn sonst hätte ich meinen Widerwillen schnell überwunden; und die praktische Übung wäre für meine spätere Arbeit von unschätzbarem Wert gewesen. Das war eine nicht wieder gut zu machende Behinderung, genau wie meine Unfähigkeit zum Zeichnen* (Darwin, 2008a).

## Ein gutes Mikroskop ist unerlässlich

Für die Arbeit an den Rankenfüßern war ein gutes Mikroskop unerlässlich. Welches Darwin dafür ab dem Jahr 1848 benutzt hat, hat er uns in einem seiner Briefe überliefert. Am 1. April 1848 schreibt er an J. S. Henslow: *Wenn Sie einen jungen Naturforscher mit Werkzeug ausrüsten, sollten Sie ihm ein einfaches Mikroskop von Smith & Beck in 6 Coleman St. City empfehlen. Sie haben erst kürzlich eins für mich angefertigt, teils nach meinem eigenen Entwurf und Hinweisen von Hooker, welches sich wunderbar und viel besser für grobe und feine Sezierungen eignet als alle, mit denen ich bisher gearbeitet habe. Hätte ich es schon früher besessen, es hätte mir so manche Stunde erspart* (Darwin, 2008b). In einem weiteren Brief an seinen Freund J. D. Hooker schreibt Darwin am 10. Mai 1848: *...und ich habe ihm eine Beschreibung von meinem neuen einfachen Mikroskop geschickt, das ich für vollkommen halte, sogar noch besser als Deins von Chevalier.* NB: *Ich habe ein 18er Objektglas, es ist famos* (Darwin, 2008b). Der Begriff Einfaches Mikroskop bezeichnet eine ganze Generation von Mikroskopen, die vor allem im späten 18. und frühen 19. Jahrhundert zum Standard wurden, und mit denen viele phantastische Entdeckungen gelangen. Heute benutzen wir so genannte zusammengesetzte Mikroskope mit einem komplizierten Linsensystem. Siehe hierzu auch den Artikel von Steiner (2010) im MIKROKOSMOS.

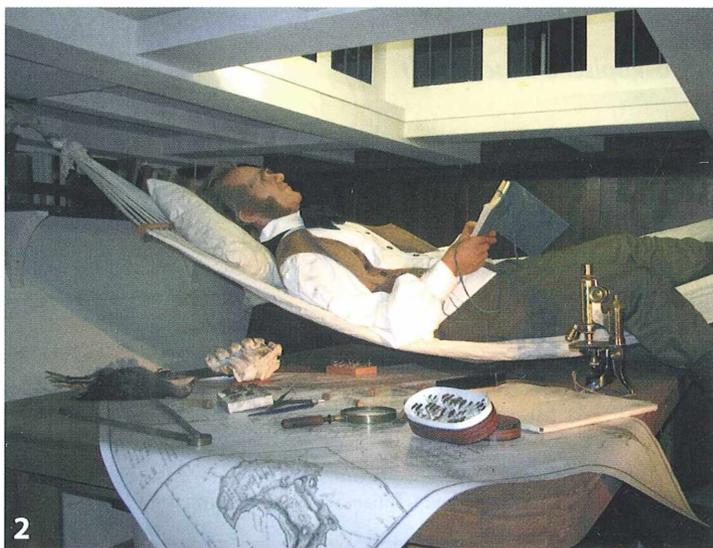
## Mikroskope sind eine Weiterentwicklung von Teleskopen

Interessanterweise waren aber zusammengesetzte Mikroskope, die letzten Endes eine Weiterentwicklung von Teleskopen waren, die ersten Mikroskope, die gebaut wurden. Sie hatten Objektiv- und Okularlinsen, dazu kam meist eine Feldlinse zur Vergrößerung des Gesichtsfeldes und noch weitere Linsen. Man hatte also schon früh die richtige Idee, nur leider noch nicht die entsprechend guten Linsen. Deswegen waren die Abbildungsfehler, vor allem die chromatischen Aberrationsfehler, so groß, dass man kaum gute Ergebnisse mit mehr als 150facher Vergrößerung erreichte, und deshalb diese Form der Mikroskope am Ende 17. Jahrhunderts wieder aufgab, um eine weit einfachere Art zu entwickeln, mit denen man deutlich besser beobachten konnte und darauf kam es ja letztendlich an. Diese hatten eine Linse mit einer sehr kurzen Brennweite, führten aber zu deutlich besseren Ergebnissen. Die zusammengesetzten Mikroskope verschwanden aber nicht, wurden allerdings in der Wissenschaft dieser Zeit kaum mehr benutzt (Gerlach, 2009).

## Darwin benutzte ein Smith & Beck Mikroskop

Darwins Mikroskop stammte also aus der Werkstatt von Smith & Beck im viktorianischen England. James Smith, der schon in den 20er

**Abb. 2:** Diorama in der Sonderausstellung im Naturhistorischen Museum in Wien zum Darwin-Jahr 2009. Charles Darwin in seiner Kajüte auf der HMS Beagle während seiner berühmten Reise von 1831–1836. Das Mikroskop auf dem Tisch ist nicht das von Darwin benutzte, sondern ein zusammengesetztes um 1900.



Jahren des 19. Jahrhunderts Mikroskope gebaut hatte, gründete aber erst um 1840 seinen eigenen Betrieb. Richard Beck ging bei Smith in die Lehre und trat 1847 als Teilhaber in die Firma ein, die sich dann Smith & Beck nannte. Bereits 1851 erfolgte eine erneute Umbenennung in Smith, Beck & Beck, da auch noch Becks Bruder Joseph Mitglied der Firma geworden war. Darwin hat also kurz nachdem Richard Beck in die Firma eintrat, sein Mikroskop erworben (Gerlach, 2009). Um welche Art der Spezialanfertigung es sich handelte, ist mir nicht bekannt. Sein Freund Hooker hat, wie aus dem zweiten oben erwähnten Brief ersichtlich, mit einem Mikroskop von Chevalier gearbeitet. Vater und Sohn Chevalier betrieben in Paris eine Werkstätte für Mikroskope, in der auch das achromatische Mikroskop entstand, bei denen das Objektiv aus mehreren größeren Linsenpaaren bestand. Es sollte den Ausgangspunkt für die weitere Entwicklung der Mikroskopoptik bilden und damit auch den Siegeszug des zusammengesetzten Mikroskops einleiten (Gerlach, 2009). Hooker benutzte vermutlich aber noch ein einfaches Mikroskop aus der Werkstatt von Jacques Louis Vincent Chevalier, dem Sohn, der 1833 eine eigene Werkstatt gründete. Es hatte sicherlich für damalige Zeiten eine hohe Qualität, allerdings nach

Darwins Aussage nicht die seines Mikroskops von Smith & Beck. Ob sich Darwins Aussage nur auf *das grobe und feine Sezieren* bezieht, oder die generelle Eignung des Mikroskops auch für andere Arbeiten, bleibt offen.

Heute blicken wir zwar mit Ehrfurcht, aber auch etwas mitleidig auf diese Mikroskope und deren Pioniere zurück; damals wählte man sich aber auf der Höhe der Zeit und war überzeugt, das höchst spezialisierte Instrument zu besitzen, das die Technik bereitstellte. Und genauso empfinden wir unsere Technik heute, auf die man dann genauso in 150 Jahren zurückblicken wird.

#### Literaturhinweise

Darwin, C.: Mein Leben. Die vollständige Autobiographie. Insel Verlag, Frankfurt am Main 2008a.

Darwin, C.: Nichts ist beständiger als der Wandel. Briefe 1822–1859. Insel Verlag, Frankfurt am Main 2008b.

Darwin, C.: Über die Entstehung der Arten im Thier- und Pflanzenreich durch natürliche Züchtung oder Erhaltung der vervollkommenen Rassen im Kampfe um's Daseyn. Wissenschaftliche Buchgesellschaft, Darmstadt 2008c. (Reprint der ersten deutschen Ausgabe von 1860.)

Gerlach, D.: Die Geschichte der Mikroskopie. Verlag Harri Deutsch, Frankfurt am Main 2009.

Steiner, E.: Ein Gewindetubus-Mikroskop nach Hartsoeker. Mikrokosmos 99, 124–126 (2010).

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

## Aus den Arbeitsgemeinschaften

### Berliner Mikroskopische Gesellschaft



Programm  
November 2010 bis Februar 2011

Fr. 12.11.2010 *Gerd Günther, Düsseldorf:*  
Schneeflockenmikroskopie (P)

Fr. 26.11.2010 *Jürgen Klawitter, Berlin:*  
Überblick über einheimische  
Moose (P)

Fr. 10.12.2010 Weihnachtsfeier

Fr. 14.01.2011 *Carsten Dittmayer, Berlin:*  
Einführung in die Histologie:  
Bindegewebe – Teil 2 (P)

Fr. 28.01.2011 *PD Dr. Kristina Jenett-Siems, FU  
Berlin, Pharmazeutische Biologie:*  
Familie der Lippenblütler  
(Lamiaceae) (P)

Fr. 11.02.2011 Jahreshauptversammlung

Fr. 25.02.2011 *Martina Zabrt, Berlin:*  
Reizphysiologische Versuche mit  
Einzellern (P)

Die Übungsabende beginnen jeweils um 19.00 Uhr im Institut für Biologie/Zoologie (Johannes-Müller-Saal, Parterre) der FU-Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang Haderslebener Straße 1–3), 14195 Berlin.

Die mit (P) gekennzeichneten Termine haben einen praktischen Teil.



# MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von  
Klaus Hausmann (Berlin)

99. Jahrgang · 2010

**Impressum**

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

**Verlag:** Elsevier GmbH – Urban & Fischer, Hackerbrücke 6, 80335 München, Tel.: +49(0)89/5 38 30, Fax: +49(0)89/5 38 39 39, E-Mail: [info@elsevier.de](mailto:info@elsevier.de)

**Anzeigenleitung:** Elsevier GmbH, Hackerbrücke 6, 80335 München, Ansprechpartner: Sophie Raupach, Tel.: +49(0)89/53 83-6 03, Fax: +49(0)89/53 83-7 25; E-Mail: [s.raupach@elsevier.com](mailto:s.raupach@elsevier.com)

**Anzeigenpreise:** Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2010.

**Lieferkonditionen (2010):** Band 99 (1 Band mit 6 Ausgaben)

**Abopreise\* (2010):**

Land	Bandpreis	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH <sup>#</sup>	82,00 EUR	51,00 EUR	17,00 EUR

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

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

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

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

**Abonnements:** Bitte richten Sie ihre Bestellung an Elsevier GmbH, AboService, Postfach 4343, 72774 Reutlingen.

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

**Bankverbindung:** Deutsche Bank AG Reutlingen, Kontonummer 159 9950 (BLZ 640 700 85), IBAN DE54 6407 0085 0159 9950 00; BIC DEUTDE33

Postbank Stuttgart, Kontonummer 6930-706 (BLZ 600 100 70), IBAN DE80 6001 0070 0006 9307 06, BIC PBNKDE33

Bitte geben Sie bei der Zahlung Ihre vollständigen Daten an.

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

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

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

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

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

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

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

## Verfasserverzeichnis

- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf *Hidensee*. Teil 2: Die Rotalge *Ceramium* 14
- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf *Hidensee*. Teil 3: Der Amöbenteich 100
- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf *Hidensee*. Teil 4: Rotalgen-Aufwuchs 141
- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf *Hidensee*. Teil 5: Leben an der Grenzfläche 285
- Brandt, A., Janussen, D., Schrödel, M., Ebbe, B.: Biodiversität in den Tiefen des Eismeeress 70
- Chmela, G., Piper, J.: Optimierte Beobachtung und Fotodokumentation fein strukturierter Diatomeenschalen im Grenzbereich lichtmikroskopischer Auflösung 115
- Dillberger, M.: Auswirkungen von Schnittdicke und differentieller Färbung auf die Strukturwiedergabe am Beispiel von Querschnitten durch einen Zweig von *Casuarina* 280
- Diller, S.: Wie kommt die Farbe in das rasterelektronenmikroskopische Bild? 367
- Drews, R.: Insekten unter dem Mikroskop 173
- Drews, R.: Ein Fotomikroskop für unterwegs 242
- Ebbe, B., Brandt, A., Janussen, D., Schrödel, M.: Biodiversität in den Tiefen des Eismeeress 70
- Frahm, J. P., Stapper, N.: Eine automatische Stackeinrichtung für Mikroskope 177
- Gad, G.: Expedition *Mystacocarida* 33
- Günther, G.: Faszination Seifenblasen – Vom Ölörakel zu modernen Tensiden 198
- Günther, G.: Schneekristalle – Pretiosen des Winters 331
- Jacob, W.: Über Mikrofossilien in Feuersteinen aus einem eiszeitlichen Sander 263
- Janussen, D., Schrödel, M., Ebbe, B., Brandt, A.: Biodiversität in den Tiefen des Eismeeress 70
- Hausmann, K.: Cysten und Sporen bei Einzellern 353
- Hausmann, K., Helbig, G.: *Lacrymaria olor* – Ein Meister der Dehnung und Kontraktion 65
- Hausmann, K., Kudryavtsev, A.: Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks. Teil 1: Algen und Foraminiferen 47
- Hausmann, K., Kudryavtsev, A.: Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks. Teil 2: Radiolarien 92
- Helbig, G., Hausmann, K.: *Lacrymaria olor* – Ein Meister der Dehnung und Kontraktion 65
- Hoc, S.: Mikroskopische Studien an Exkretionsorganen 135
- Hoc, S.: Mykorrhiza – Die häufigste und älteste Symbiose 218
- Hoc, S.: Leuchtbakterien 376
- Holzappel, S., Steinkohl, H. J.: Life View ermöglicht erschütterungsfreie Mikroaufnahmen 303
- Husemann, H.: Die Numerische Apertur – Gut auch für die Bildhelligkeit 181
- Ibs, J. H.: Das Mikroskop als Bildungsgegenstand des 18. Jahrhunderts 167
- Karg, W., Karg, U., Schorlemmer, A.: Abstammung und Entstehung der parasitischen Lebensweise von Zecken. Teil 2: Nachweis der Verwandtschaft von Zecken und Schildkrötenmilben 18
- Karg, U., Karg, W., Schorlemmer, A.: Abstammung und Entstehung der parasitischen Lebensweise von Zecken. Teil 2: Nachweis der Verwandtschaft von Zecken und Schildkrötenmilben 18
- Karg, W., Karg, U., Schorlemmer, A.: Abstammung und Entstehungsweise der parasitischen Lebensweise von Zecken. Teil 3: Entdeckung und Einordnung in einen Stammbaum 78
- Karg, U., Schorlemmer, A., Karg, W.: Abstammung und Entstehungsweise der parasitischen Lebensweise von Zecken. Teil 3: Entdeckung und Einordnung in einen Stammbaum 78
- Krall, S.: Darwin und sein Mikroskop 350
- Kurek, R., Scheid, P. L., Michel, R.: Darstellung von pilzartigen Endoparasiten bei freilebenden Amöben nach spezifischer Fluoreszenzanzfärbung 327
- Kudryavtsev, A., Hausmann, K.: Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks. Teil 1: Algen und Foraminiferen 47
- Kudryavtsev, A., Hausmann, K.: Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks. Teil 2: Radiolarien 92
- Lüthje, E.: Bienenbrot und Larvenkot – Vom Biomüll der Lächerbiene 23
- Lüthje, E.: Was fressen Fledermäuse? – Untersuchungen von Kotproben 224
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop. Teil 1: Anpassungen an die Windbestäubung am Beispiel der Hasel (*Corylus avellana*) 2
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop. Teil 2: Übergang von der Tierbestäubung zur Windbestäubung am Beispiel von Ahorn-Arten (*Acer spec.*) 83
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Sinne der Insektenbestäubung. Teil 1: Die Nektarblätter der Gattungen *Ranunculus*, *Pulsatilla* und *Trollius* 193
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Sinne der Insektenbestäubung. Teil 2: Die Nektarblätter der Gattungen *Helleborus*, *Nigella* und *Aquilegia* 269
- Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hah-

- nenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Sinne der Insektenbestäubung. Teil 3: Die Nektarblätter der Gattungen *Consolida* und *Aconitum* 321
- Michel, R., Müller, K. D.: Kapselförmige Bakterienkolonien dienen gleichzeitig als Brutstätte und Falle für Nematoden (Rhabditia) 188
- Michel, R., Kurek, R., Scheid, P. L.: Darstellung von pilzartigen Endoparasiten bei freilebenden Amöben nach spezifischer Fluoreszenzanfärbung 327
- Müller, K. D., Michel, R.: Kapselförmige Bakterienkolonien dienen gleichzeitig als Brutstätte und Falle für Nematoden (Rhabditia) 188
- Nachtigall, W.: Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*. Teil 1: Bau und Funktion der Frucht 211
- Nachtigall, W.: Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*. Teil 2: Stroboskopische Messungen und Rechnungen zum Samenausschleudern 296
- Nachtigall, W., Wisser, A.: Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*. Teil 3: Oberflächenstrukturen auf Springkrautsamen 372
- Ortner, B.: Der Straußenfarn *Matteuccia struthiopteris*, eine Farnpflanze aus uraltem Geschlecht 310
- Piper, J., Chmela, G.: Optimierte Beobachtung und Fotodokumentation fein strukturierter Diatomeenschalen im Grenzbereich lichtmikroskopischer Auflösung 115
- Piper, J.: Spiegelobjektive in der Mikroskopie – Ein Plädoyer für „optische Dinosaurier“ 245
- Redaktion MIKROKOSMOS: Editorial 1
- Redaktion MIKROKOSMOS: Jugend forscht 2009 – Flinken Einzellern auf der Spur. Elektronisch gesteuerte Verfolgung von Einzellern 52
- Scheid, P. L., Michel, R., Kurek, R.: Darstellung von pilzartigen Endoparasiten bei freilebenden Amöben nach spezifischer Fluoreszenzanfärbung 327
- Schimmel, H.: Ein neues „altes“ Kittmittel für die Dünnschliffherstellung 163
- Schimmel, H.: Radiolarien in Deutschland – Das Geheimnis der bayerischen Wetzsteine 274
- Schmidt, R.: Mikrofotografie mit einer digitalen Spiegelreflexkamera – Mikroblitzeinrichtung am AXIOPLAN 380
- Schnepf, E.: Milchröhren und Milchsaft 110
- Schnepf, E.: Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände. Teil 1: Samenhaare 157
- Schnepf, E.: Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände. Teil 2: Flughaare an Früchten 229
- Schnepf, E.: *Selaginella* – Moosfarn mit anatomischen und cytologischen Besonderheiten. Teil 1: Der Spross 338
- Schorlemmer, A., Karg, W., Karg, U.: Abstammung und Entstehung der parasitischen Lebensweise von Zecken. Teil 2: Nachweis der Verwandtschaft von Zecken und Schildkrötenmilben 18
- Schorlemmer, A., Karg, W., Karg, U.: Abstammung und Entstehungsweise der parasitischen Lebensweise von Zecken. Teil 3: Entdeckung und Einordnung in einen Stammbaum 78
- Schrödel, M., Ebbe, B., Brandt, A., Janussen, D.: Biodiversität in den Tiefen des Eismeres 70
- Stach, Th.: Flügelkiemer, Engelsflügel und Schriftsteine 236
- Stapper, N., Frahm, J. P.: Eine automatische Stackeinrichtung für Mikroskope 177
- Steiner, E.: Ein Gewindetubus-Mikroskop nach Hartsoecker 124
- Steinkohl, H. J., Holzapfel, S.: Life View ermöglicht erschütterungsfreie Mikroaufnahmen 303
- Sturm, R.: Keimzellen im Paket geliefert – Mikroskopie der Spermatophore von Geradflüglern (Orthoptera) 8
- Sturm, R.: Faszination Magma – Mikroskopie von Feldspatkristallen 151
- Sturm, R.: Die Zieralge *Micrasterias torreyi* unter dem Mikroskop – Beobachtung der Zellteilung und einfache physiologische Experimente 257
- Voß, H.-J.: Filigraner Beutefänger – Das Sonnentierchen *Actinophrys sol* 129
- Wisser, A., Nachtigall, W.: Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*. Teil 3: Oberflächenstrukturen auf Springkrautsamen 372
- Kurze Mitteilungen**
- Bettighofer, W.: Algen als Symbiosepartner 108
- Elssäser, H.-P.: Die Geburt einer Kernpore 165
- Radek, R.: Röntgenbilder von Bakterien 235
- Radek, R.: Neue Methode optisch schaltbarer Fluoreszenzfarbstoffe: stochastic optical reconstruction microscopy (dSTORM) 366
- Redaktion MIKROKOSMOS: Die Natur soll den Bauplan für Nano-Roboter liefern, die im menschlichen Körper arbeiten könnten 308
- Schnepf, E.: Die Plastiden-Teilung 187
- Schnepf, E.: Zur Nektar-Ausscheidung bei *Arabidopsis* 190
- Schnepf, E.: Wie die Fangblasen der carnivoren Pflanze *Utricularia* (Wasserschlauch) Beutetiere anlocken 375

## Sachregister

- Abendsegler 224  
 Abyssal 74  
*Abyssocladia* 75  
*Acanthamoeba* 354  
*Acantharea* 92  
 Acari 35  
*Acarus*  
   – *fuscum* 78  
   – *gallinae* 78  
   – *hirundinis* 78  
   – *orbicularis* 78  
*Acaulospora* 220  
*Acer* 83, 219  
   – *negundo* 86  
   – *platanoides* 83  
   – *pseudoplatanus* 84  
 Achaenen 229  
 Achate 265  
*Achnanthes longipes* 142  
 Ackerschmalwand 190  
*Aconitum napellus* 321  
*Actinophrys sol* 129, 357  
*Actinosphaerium* 354  
   – *eichhornii* 130  
 Adventiväste 15  
*Aequorea* 136  
 Aeroplankton 363  
 Agar-Agar 15  
 Agaricales 218  
 Ahorn 83, 219  
 Akelei, Gemeine 270  
 Alaun-Kristalle 249  
 Alge des Jahres 222  
 Algen 47, 108  
   –, symbiontische 93  
 Allantois 138  
 Alveolata 361  
*Amanita muscaria* 218  
*Amblyseius* 80  
 Ameisen 175  
 Amniota 138  
 Amöben, freilebende 327  
*Amoeba proteus* 100  
 Amphiesmalvesikel 359  
*Amphilonche* 93  
*Amphioxus*-Sand 40  
*Amphipleura pellucida* 115  
 Amphipoda 70  
 Amyloplasten 111  
 Anabiose 364  
 Anaglyphenbrillen 210  
 ANDEEP 70  
*Anemone*  
   – *japonica* 230  
   – *sylvestris* 229  
 Anemophilie 2, 83  
   –, sekundäre 87  
 Angiospermen 83, 110, 193, 220, 269  
 Anhydrobiose 364  
 Annelida 35, 137  
*Anomalops katoptron* 376  
*Anopheles* 361  
 Anoxybiose 364  
 Antarktis 70  
 Antheridien 310  
*Anthocorys* 278  
 Apertur, numerische 181  
 Apicomplexa 361  
*Apocynum hypericifolium* 158  
 Aptychenkalke 275  
*Aquilegia vulgaris* 272  
*Arabidopsis thaliana* 190  
 Arachnida 137  
 Arbuskeln 218  
*Arbutus* 219  
*Arcella*  
   – *discoides* 103  
   – *gibbosa* 103  
 Arcelliniden 101  
 Archegonien 310  
*Arctoseius* 80  
*Argas vespertilionis* 227  
 Armfüßer 137, 237  
 Arthropoda 137  
*Asarum europaeum* 219  
 Ascetospora 363  
 Ascidiaceae 377  
*Asclepias* 110  
   – *syriaca* 112  
 Ascomyceten 219  
 Ascorbinsäure 251  
*Aspergillus* 26  
*Aspidiophorus tentaculatus* 35  
 Atmosphärien 364  
*Atubaria* 238  
 Auflicht-Fluoreszenz 185  
 Auflösung, lichtmikroskopische 115  
 Auge 174  
 Ausschlüpföffnung 353  
 Axopodien 92, 290  
  
*Bacillaria paxillifer* 50  
 Bacteriocyten 377  
 Bakterien 235  
 Bakterienkolonien 188  
*Balanus* 350  
 Ballistische Flugbahnen 296  
 Balsaminaceae 211  
 Banane 111  
 Bandwürmer 136  
 Bärtierchen 35, 364  
 Basidiomyceten 218  
 Basstölpel 208  
 Bathyal 74  
*Batillipes marcelli* 35  
*Batrachospermum* 222  
 Bauchhärling 35  
 Baumwolle 157  
 Becken,  
   – Argentinisches 47  
   – Brasilianisches 47  
 Bedecktsamer 83, 220  
 Beifuss, Gemeiner 368  
 Berg-Ahorn 84  
 Bermuda-Dreieck 236  
 Bernstein 176  
 Bestäubung 5  
 Bettwanze 175  
 Betulaceen 2  
 Bewegungen, hygroskopische 157  
 Bienen 363  
 Bienenbrot 23  
 Bienenkot 23  
 Bilderkennungssoftware 54  
 Bildhelligkeit 181  
 Biodiversität 70  
 Biofilm 188  
 Biologische Station 294  
 Biolumineszenz 377  
 Bionik 308  
 Biotit 153  
 Birken 218  
 Birkengewächse 2  
 Blätterpilze 218  
 Blattfußkrebs 381  
 Blattläuse 175  
*Blechnun spicant* 311  
 Bleicherde 220  
*Blepharisma americana* 52  
 Blitzeinrichtung 303  
 Blüten, zygomorphe 321  
 Blütenbiologie 193  
 Blütenbiologische Beobachtungen 2, 83  
 Blütenöle 193  
 Blütenorgane 321  
 Blütenpflanzen 193  
 Blütenstaub 3  
 Bluthänflinge 208  
 Boletales 218  
*Boletus edulis* 218  
*Bombus hortorum* 322  
 Bowman'sche Kapsel 138  
 Brachiopoda 137, 237  
*Branchiostoma lanceolatum* 40  
 Braunalge 207  
 Breitwegerich 220  
 Bremsfortsätze 232  
 Brennhaare 344  
 Brennessel 344  
 Bryozoen 207, 264  
 Bryozoenkolonien 14  
 Buchen 218  
*Bursaria truncatella* 355

- Calanoida 37  
 Calciumcarbonat 371  
 Calcofluor White 327  
*Callimitra* 97  
*Calpionella alpina* 279  
 Calymma 93  
*Campanula*-Pollen 25  
*Cannabis* 111  
*Carduus acanthoides* 230  
 Carrageen 15  
 Caspary-Ring 338  
*Casuarina equisetifolia* 280  
*Catharanthus roseus* 112  
 Celestit 92  
*Cenosphaera* 278  
 Centrohelidae 290  
 Centroplast 290  
 Centropyxidae 101  
*Centropyxis aculeata* 105  
*Cephalodiscus gracilis* 237  
 Cephalopoda 137, 377  
*Ceramium* 14  
 – *diaphanum* 15, 141  
 – *tennicorne* 141  
*Ceratium* 49  
*Chaetoceros* 48  
 Chalcedone 265  
*Chelostoma fuliginosum* 25  
 Chironomidae 226  
 Chitin 327  
 Chitinpanzer 173  
 Chlamydien 327  
*Chlorella* 105  
 Chlorobionten 187  
 Choanoflagellaten 102  
 Chondrichthyes 139  
 Christrose 269  
 Chrysonaden 51  
 Chrysophyceen 359  
 Ciliaten 65  
*Cimex* 227  
 Cirripeden 350  
*Cirsium* 232  
*Cladorhiza* 75  
*Clematis vitalba* 230  
*Climacostomum* 354  
 Co-Adaptation 321  
 Coccolithen 48  
 Coccolithophoriden 48  
*Cocconeis placentula* 143  
*Cochliopodium minutum* 289  
*Cochlonema euryblastum* 327  
 Coelenterata 136  
 Coelom 136  
*Collozoum* 97  
*Colpoda* 354  
 Colpodiden 360  
 Columella 212  
*Comamonas acidovorans* 189  
 Commissario Brunetti 90  
 Common Black Film 200  
*Consolida regalis* 321  
 Copepoda 37  
*Corylus avellana* 2  
*Cothurnia* 144  
 Crinoida 237  
 Crustaceen 350  
 Culicidae 226  
*Cuspidaria* 73  
*Cycloculina* 265  
*Cynanchium vincetoxicum* 158  
 Cysten 353  
 Cystenformen 354  
 Cytomorphogenese 258  
 Darmbakterien 308  
 Darwin, Charles 350  
 Dauercysten 353  
*Deinococcus radiodurans* 235  
*Delphinium elatum* 321  
*Dendrolaelaps* 35  
*Dermarhynchus sylviarum* 78  
*Derocheilocaris*  
 – *ingens* 36  
 – *remanei* 34  
 – *typica* 42  
 Desmidiaceen 257  
 Detektoren 369  
 Diatomeen 115, 249  
 –, pennate 48  
 Dichteunterschiede, intrazelluläre  
 235  
 Dictyosomen 95  
*Dictyostelium* 361  
*Didinium* 354  
*Diffugia* 102  
 – *pyriformis* 105  
 – *venusta* 104  
 Diffugiidae 101  
 Digitalmikroskope 268  
*Dileptus anser* 69  
 Dinoflagellaten 48, 51, 359  
*Diploconus* 93  
 Doppelkollektor 380  
*Dracogromus simplex* 35  
 Dreizehenmöven 208  
 Drosseln 208  
*Dryopteris filix-mas* 312  
 dSTORM 366  
 Dünnschliffe 163  
 Durchlicht-Dunkelfeld-Fluoreszenz  
 184  
 Durchlicht-Hellfeld-Fluoreszenz  
 184  
 Durchlicht-Hellfeld-Mikroskopie  
 182  
*Dutoitella* 71  
*Echinocythereis* 71  
 Echinodermata 76, 136, 267  
 Edelsteinkitt 163  
 Eibe 220  
*Eimeria tenella* 362  
 Eintagsfliege 150, 175  
 Einzeller  
 – des Jahres 222  
 –, edaphische 355  
 Eisenhölzer 284  
 Eisenhut, Blauer 321  
 Eismeer 70  
 Ektoplasma 93  
 Embryonalentwicklung 240  
 Encystierung 353  
 Endemiten 72  
 Endkrallen 173  
 Endokarp 212  
 Endoparasiten 327  
 Endosymbionten 51  
 Engelsflügel 236  
 Entenmuscheln 350  
*Enterophospora* 220  
 Entomophilie 321  
*Ephemera danica* 150  
*Epilobium*  
 – *angustifolium* 220  
 – *hirsutum* 160  
 Epineuston 287  
 Epithelnektarien 324  
*Epsilonema dentatum* 35  
 Ericaceae 219  
*Erodium*  
 – *cicutarium* 162  
 – *gruinum* 161  
 Eschen-Ahorn 86  
*Euglena gracilis* 222  
*Euglypha* 356  
*Eupatorium cannabinum* 230  
*Euphorbia* 110  
 – *belioscopia* 111  
 – *marginata* 112  
 – *pulcherrima* 112  
*Euplotes* 354  
 Eurybathie 74  
*Evimirus* 80  
*Eviphis* 79  
 Excystierung 353  
 Exkrete 136  
 Exkretionsorgane 135  
 Exokarp 212  
 Exospor 316  
 Experimente, physiologische 257  
 Explosionsfrüchte 372  
 Extrusomen 130, 290  
 Facettenauge 225  
 Fadenwürmer 35, 364  
 Fangblasen 375  
*Fannia*  
 – *canicularis* 228  
 – *verpertilionis* 227

- Färbung, differentielle 280  
 Farne 310  
*Fasciola hepatica* 136  
 Feldgrille 9  
 Feldmaus 78  
 Feldrittersporn 321  
 Feldspatkristalle 151  
 Feuersteine 263  
 Feuerwalze 377  
 Fichte 218  
 Fichtenspargel 219  
*Ficus elastic* 112  
 Filtrieren 240  
 Fischerei 294  
 Flagellen 308  
 Fledermäuse 224  
 Fledermauswanze 227  
 Fledermauszecke 227  
 Fliegen 173, 226  
 Fliegenfuß 174  
 Fliegenpilz 218  
 Flimmertrichter 137  
 Flinte 265  
 Flöhe 175  
 Flohkrebse 70  
 Flugbahnen, ballistische 296  
 Flügelkiemer 236  
 Flughaare 157, 229  
 Fluoreszenzmikroskopie 183, 366  
 Foraminiferen 47, 265  
 Fossilien 265  
 Fotomikroskop 242  
 Frauenminze 369  
 Fremdbestäubung 195  
 Fressgemeinschaften 290  
*Frontonia* 354  
 Froschlaichalge 222  
 Fruchtextplosion 211, 296, 372  
*Frustula rhomboides* 115  
 Fühler 174  
  
 Gamasina-Raubmilben 18, 80  
*Gamasus carinatus* 78  
 Gametophyt 310  
 Gamontocyste 361  
 Gänsedistel, Raue 17  
 Gänsehalsstierchen 69  
 Gartenhummeln 322  
 Gasblasen 104  
 Gastrotricha 35  
 Gebilde, schneckenförmige 150  
 Geißeln 308  
 Geradflügler 8  
 Geranien 162  
 Gewässer, ephemere 355  
 Gewindetubus-Mikroskop 124  
*Giardia* 358  
*Gigaspora* 220  
*Ginkgo biloba* 220  
  
 Ginster 321  
 Gliederfüßer 137  
 Globigerinen 50  
 Glockenblumengewächse 111  
 Glomerulus 138  
*Glomus intraradices* 220  
*Glyptonotus antarcticus* 72  
 Gnathostomulida 42  
 Gneise 153  
*Gocevia* 289  
 Goldröhrling 218  
 Golfballeffekt 374  
*Gomphonema* 141  
*Gossypium herbaceum* 157  
 Granit 153  
 Grauwert 367  
 Greiskräuter 232  
 Grenzfläche 285  
 Grillen 8  
 Grünalgenfaden 207  
 Gummibaum 112  
 Gymnospermen 83, 220, 269  
 Gynophor 233  
  
 Habichtskräuter 232  
 Haeckel, Ernst 94  
 Hahnenfuß 194  
 Hahnenfußgewächse 193, 269, 321  
 Hakenwürmer 188  
 Hanf 111  
*Haplospora globosa* 207  
 Haptocysten 146  
 Haptophyceen 48  
 Harnleiter 137  
 Harpacticoida 35  
 Hartig'sches Netz 218  
 Hartsoeker, Nicolaas 124  
 Hasel 2  
 Haselnuss 218  
 Haselwurz 219  
 Hausgeflügel 78  
 Heidekrautgewächse 219  
 Helgoland 205  
*Helianthus* 346  
*Helleborus niger* 269  
 Henle'sche Schleife 139  
 Herbanemone 230  
*Heriades truncorum* 23  
 Heuschrecken 8  
*Hevea brasiliensis* 112  
 Hiddensee 100  
*Hieracium* 232  
 Hochauflösung 166  
 Hohltiere 136  
 Holothurie 267  
*Homalozoon* 67  
*Homeothrix* 143  
 Honigbiene 173, 370  
 Hooke, Robert 331  
  
 Hornhaut 174  
 Hornissenauge 174  
 Hornsteine 265  
 Hufeisenwürmer 237  
 Hühnercoccidose 362  
 Hummeln 78, 322  
 Hydathoden 313  
 Hygrometer 162  
*Hygrophorus lucorum* 219  
 Hygroskopische Bewegungen 233  
*Hylobius* 173  
 Hyponeuston 287  
  
 Idiosomen 101, 356  
 Immergrün 111, 219  
*Impatiens*  
 – *balsamina* 211  
 – *glandulifera* 211  
 – *noli-tangere* 211  
 – *parviflora* 211, 296, 372  
 Inanalhaare 20  
 Infektionscysten 353  
 Insekten 173  
 Insektenbestäubung 193, 269, 321  
 Insektenblütigkeit 321  
 Insektenfettkörper 137  
 Insektenflügel 173  
 Insekteninkluden 176  
 Insektenköpfe 174  
 Interferenzerscheinungen 198  
 Interferenzfarben 199  
 Internationale Mikroskopietage 241  
 Isogameten 358  
 Isopoda 70  
 Isthmus 258  
  
 Jungfer im Grünen 270  
*Juniperus* 219  
 Jurakalke 275  
  
 Käfer 226  
 Kalifeldspat 153  
 Kalkröhrenwürmer 237  
 Kalkschwämme 75  
 Kalkspat 275  
 Kammerlinge 48  
 Kammlaichkraut 14  
 Kanadabalsam 163  
 Karpelle 211  
 Katapultgewebe 212  
 Kätzchen 2  
 Kautschukbaum 111  
 Kautschuk-Latex 112  
 Kegelrobben 208  
 Keimzellen 8  
 Kerne, pyknotische 112  
 Kernpore 165

- Kesselstein 371  
 Kiefermünder 42  
 Kiefern 218  
 Kiemenspalten 238  
 Kieselalgen 48  
 Kieselschiefer 274  
 Kieselschwämme 75  
 Kinorhyncha 42  
 Kittmittel 163  
 Kleinkrebse 381  
 Kleinmikroskop KMC 242  
 Klippen, Dover 48  
 Knorpelfische 139  
 Knorpelzellen 248  
 Kochsalzkristalle 250  
 Kollolith 163  
 Kolophonium 163  
 Kompasslattich 112, 230  
 Komplexaugen 174  
 Kondensationskern 332  
 Konidien 328  
 Kontinentalschelf, anarktischer 70  
 Kopffüßer 137  
 Korbbliuter 111, 229  
 Kormus 310  
 Korsettträgerchen 42  
 Kot 23  
 Koxaldrüsen 137  
 Krallenfrosch 165  
 Kratzdistel 232  
 Krebstiere 350  
 Kreidefelsen 48  
 Kreuzkräuter 232  
 Kristalldrüsen 283  
 Kristallwachstum 332  
 Kryobiose 364  
 Kryptobiose 364  
 Küchenschellen 195  
 Kuhschellen 195  
  
 Lackabdruckverfahren 334  
*Lacrymaria olor* 65  
*Lactuca serriola* 112, 230  
 Lacune 338  
 Lakeside 70C 163  
*Lambliia* 359  
 Lamblienruhr 359  
*Laminaria*-Arten 207  
 Lanzettfischchen 40  
*Laophonte* 35  
 Lärche 218  
 Lärchenschmeckling 219  
 Lärchenterpentin 163  
 Larvenkot 23  
 Latex 110  
 Lattich 111  
 Laubmoos 178  
 Lausfliege 174  
 Leberegel, Großer 136  
  
 Legionärskrankheit 327  
 Legionellen 327  
 Leitbündel, hadrozentrishes 317  
 Leon, Donna 90  
*Leptogamasus* 80  
 Leptomedusen 136  
 Lerchenröhrling 218  
 Lesesteinfund 275  
*Lesquereusia*  
   – *modesta* 101  
   – *spiralis* 101  
 Lesquereusiidae 101  
 Leuchtbakterien 376  
 Leuchtorgan 376  
*Licmophora juergensii* 143  
 Liebhabermikroskopiker 167  
 Lignin 310  
 Ligula 338  
 Linden 218  
 Linters 158  
 Lipidvesikel 95  
 Lippenblütler 321  
 Listerien 327  
*Lithocampe* 278  
 Livebild-Aufnahme 303  
 Löcherbiene 23  
*Lonchiphora* 75  
*Lophomonas blattarum* 357  
 Loricifera 42  
 Lotus-Effekt 372  
 Löwenzahn 111  
 Luciferase 377  
 Luciferin 377  
 Lumineszenz 376  
 Lummen 208  
*Lunulites* 264  
 Lydite 274  
  
 Magma 151  
 Mais 220  
 Makrophyll 312  
 Makrophyten 14  
*Malacocephalus laevis* 376  
 Malpighische Gefäße 137  
*Mammillaria guerreronis* 111  
 Mammutbaum 220  
 Manteltiere 377  
 Maronenröhrling 218  
 Materialkontrastbild 369  
*Matteuccia struthiopteris* 310  
 Meconium 28  
 Meeresasseln 70  
 Meeresborstenwürmer 71  
 Meeresleuchten 48  
 Megafauna 71  
 Megaphyll 312  
 Megasporen 338  
*Megisthanus* 79  
 Meiofauna 71  
*Melithosphaera* 277  
  
*Membranipora membranea* 207  
 Mesokarp 212  
 Mesonephros 138  
 Mesopsammal 34  
 Metanauplius 37  
 Metanephridien 137  
 Metanephros 138  
 METEOR 47  
 Meyen, Joachim Friedrich 168  
*Micrasterias torreyi* 257  
 Micrographia 331  
 Microsporidien 362  
 Mikrit 275  
 Mikroaufnahmen, erschütterungs-  
   freie 303  
 Mikroblitzleinrichtung 380  
 Mikrofossilien 263  
 Mikrophysische Gesellschaft  
   Wien 325  
 Mikrophyllen 284  
 Mikroskop 167  
 Mikroskopietrends 166  
 Mikroskopisch, motorisierter 52  
 Mikrosporen 338  
 Mikrotubuli 129  
 Milben 35, 78, 137, 227  
 Milchröhren 110  
 Milchsaft 110  
 Mistkäfer 78  
 Mitochondrien 95  
 Modellorganismen 257  
 Mohn 111  
 Mollusca 71, 137  
*Monotropa hypopitys* 219  
 Moosfarn 338  
 Moostierchen 14, 207, 237  
 Morphogenese 257  
 Mücken 175, 226  
 Mückenfledermaus 224  
 Mückenfühler 225  
 Mückenkopf 225  
*Mucor* 26  
 Müller'sches Gesetz 92  
 Mundwerkzeuge 174  
 Muschelkrebs 71  
 Mutualismus 218  
 Mykorrhiza 218  
 Mylonit 153  
 Mystacocarida 33  
 Myxozoa 363  
  
 Nachniere 138  
 Nacktsamer 83, 220  
*Naegleria* 356  
 Nano-Roboter 308  
 Nasselariden 95  
*Nassellaria* 278  
 Nauplius 37  
*Navicula* 115  
   – *perminota* 190

- Nektar 193, 269  
Nektar-Ausscheidung 190  
Nektarblätter 193, 269, 321  
Nektardrüsen 193, 324  
Nektarien 193  
Nektarsekretion 324  
Nematoden 35, 188, 364  
Neotenie 44  
*Neottia nidus-avis* 219  
Nephridien 137  
Nephron 139  
Nephrostom 137  
*Nerium oleander* 111  
*Netzelia tuberculata* 102  
Neuston 285  
Niere 139  
Nieswurz, Schwarze 269  
*Nigella damascena* 270  
*Nitzschia* 50, 106  
– *obtusa* 115  
– *sigmoidea* 115  
– *spectabilis* 243  
*Noctiluca scintillans* 48  
Nodosaria-Bauplan 265  
Nori 15  
*Nosema* 363  
*Nucleophaga* 327  
Nussfrüchtchen 229  
*Nyctotherus* 354  
*Nyctalus noctula* 224
- Oberflächenhäutchen 285  
Oberflächenstrukturen 372  
Oberflächenwasser 47, 92  
Objektmikrometer, biologische 115  
*Ochrobacterium anthropi* 189  
Oleander 110  
Oligolektie 24  
Ölorakel 198  
Oogamie 310  
Opal 274  
Operculum 353  
*Opbryoglena* 354  
*Opbryotrocha* 35  
Orchideen 219  
Orthoptera 8  
*Orthotrichum diaphanum* 178  
Oscillatoriales 143  
*Osmia rufa* 26  
Osmobiose 364  
Osmose 257  
Ostracoda 71  
Otoskop 23
- Pachylaelaps* 80  
*Pachypodium rosulatum* 159  
Pädogamie 357  
Pantoffelheld 349  
Pantoffeltierchen 360
- Panzergeißler** 48  
*Papaver somniferum* 113  
Paraffinschnitte 209  
*Paramecium* 52, 132, 135, 360  
– *bursaria* 108, 349  
–, grünes 108  
Parasitiformes, Stammbaum 81  
*Parasitus coleopratorum* 78  
*Parasitus mustelarum* 78  
Pektine 15  
*Pelargonium* 162  
*Pelargonium trutellorum* 161  
Peracarida 72  
*Pergamasus* 79  
Perispor 316  
Peritrophische Membran 24  
Pflanzenstoffe, sekundäre 113  
Phaeodarea 92  
Phagocytose 67  
*Philina alata* 73  
Phloem 310  
*Phormidium* 190  
Phoronida 237  
*Photobacterium*  
– *fischeri* 376  
– *harveyi* 376  
– *phosphoricum* 376  
*Phragmites communis* 100  
Phycocerythrin 16  
*Picea abies* 218  
Pilzhypen 25  
*Pinnularia apulenta* 243  
*Pipistrellus*  
– *nathusii* 226  
– *pygmaeus* 224  
Placenta 211, 314  
Plagioklas 153  
Plagoniiden 96  
Plankton 47, 92  
Plankton-Gedicht 294  
*Plantago*  
– *lanceolata* 220  
– *major* 220  
Plasmolyse 257  
Plastiden-Teilung 187  
Plathelminthes 136  
Plattwürmer 136  
*Pleurosigma* 243  
Plöner See 294  
Pneumonie 327  
*Podopbrya* 145, 354  
Podsolboden 220  
*Poecilochirus carabi* 78  
Pokaltierchen 144  
Polaroplast 362  
Polarstern 70  
Polfilament 362  
Pollen 3, 193, 269  
Pollenkitt 83  
Polychaeta 71
- Polycystinea 92  
Polylektie 24  
*Polysiphonia fibrillosa* 141  
*Polytoma uella* 358  
Porifera 71, 136  
*Porodiscus* 278  
Primärelektronen 369  
Primärproduzenten 48  
*Prochelator* 72  
Pronephros 138  
Proterandrie 270  
Prothallium 310  
*Protogamasellus* 80  
Protonephridium 136  
*Prozercon* 79  
Prymnesiophyceen 48  
Psammal 34  
*Pseudanabaena* 143  
Pseudomonaden 327  
Pseudomykorrhiza 220  
Pseudostom 101, 356  
Pterobranchia 236  
*Pulsatilla vulgaris* 195  
Pyrolaceae 219  
*Pyrosoma* 377  
*Pyxidicula* 285
- Quarz 153, 274  
Quarzgesteine 265
- Rädertiere 364  
Radiolarie 92, 267, 274  
Radiolarite 274  
Rankenfüßer 350  
Ranunculaceae 193, 269, 321  
*Ranunculus*  
– *acris* 194  
– *bulbosus* 194  
Ranzenkrebse 72  
Raphe 48, 106  
*Raphidiophrys*  
– *pallid* 290  
– *tubifera* 292  
*Raphidozoum* 97  
Rasterelektronenmikroskopie 367  
Rathenower Optische Werke 242  
Raubmilben 79  
Raubschwämme 75  
Raubwasserfloh 381  
Rauhautfledermaus 226  
Receptaculum 314  
– *seminis* 8  
Reiherschnabel 161  
Reorganisationscysten 353  
Reproduktionscysten 353  
Reptilien 139  
Reynoldszahlen 308  
Rhabditia 188  
*Rhabdopleura compacta* 237

- Rhizom 312  
 Rhodoplasten 16  
*Rhoicosphenia abbreviata* 143  
*Rhopalastrum* 278  
 Ringelwürmer 35, 137  
 Rippenfarn 311  
 Rittersporn, Hoher 321  
 Rohrkolben 100, 233  
 Röhrlinge 218  
 Röntgenbilder 235  
 Rosengewächse 218  
 Rotalgen 14, 141, 222  
 Rotationsmotoren 308  
 Rotatorien 364  
 ROW 242  
 Rückstreuелеktronen 369  
 Ruderfußkrebse 35, 381  
 Ruhecysten 353  
 Rüsselkäfer 173  
 Rüsselkäferfuß 174  
  
*Saccamoeba limax* 289  
 Saharawinde 364  
 Salzdrüsen 139  
 Samenaussschleudern 211, 296, 372  
 Samenhaare 157, 229  
 Sammelbein 173  
 Sander, eiszeitliche 263  
 Sandlückensystem 33, 57  
 Sauginfusorien 145  
 Saugrüssel 174  
 Saugwürmer 136  
 Sauropsiden 139  
 Schwimmbeine 173  
 Schachtelhalm 284  
 Schalenamöben 100  
 Schärfentiefe 281  
 Schärfentiefegewinn 177  
 Schellack 163  
 Scherenbiene 24  
 Schildblatt 269  
 Schildkrötenmilben 18, 81  
 Schilfrohr 100  
 Schlafmohn 113  
 Schlangensterne 76  
 Schlauchpilze 219  
 Schließzellenturgor 313  
 Schliffpräparate 274  
 Schmetterlinge 226  
 Schmetterlingsblütler 321  
 Schmetterlingsflügel 173  
 Schneekristalle 331  
 Schrittdicke 280  
 Schöllkraut 111  
 Schönauge 222  
 Schriftsteine 236  
 Schuppen 173  
 Schwalbenwurz 158  
 Schwämme 71, 136, 237  
 Schwammnadel 279  
 Schwanenhalstierchen 65  
 Schwärmer 292  
 Schwarzkümmel, Damasener 270  
 Schwebefortsätze 48  
 Schwerkraft 257  
*Sclerocystis* 220  
*Scolopendra* 80  
 Seegurke 267  
 Seehunde 208  
 Seelilien 237  
 Seepocke 350  
 See-Rüsselwasserkrebs 381  
 Seescheiden 237, 377  
 Seidenpflanzen 110, 158  
 Seifen 198  
 Seifenblasen 198  
 Seifenfilm 199  
 Sekundärelektronen 369  
*Selaginella*  
   – *helvetica* 338  
   – *kraussiana* 338  
   – *martensii* 338  
   – *pulcherrima* 338  
   – *selaginoides* 338  
   – *vogelii* 338  
 Selbstbestäubung 195  
*Senecio* 232  
*Sequoia* 220  
 Silikatschuppen 101, 290  
 Silikatskelette 95  
 Skelett, intrazelluläres 92  
 Skorpione 137  
 SLR-Kamera 305  
*Sonchus asper* 17  
 Sonnentierchen 129  
 Sonnenwend-Wolfsmilch 111  
 Sori 314  
*Sorogena* 360  
 Sorokarp 360  
 Spaltöffnungen 179, 313  
 Speichernieren 137  
 Spermatoaphore 8  
 Spermatozoen 8  
 Spermatozoiden 310  
 Spermienüberträger 80  
*Sphaerozoum* 97, 278  
 Spiegelobjektive 117, 245  
 Spiegelteleskope 245  
 Spielzeugmikroskop 167  
 Spinnentiere 137  
*Spirophrya* 354  
 Spitz-Ahorn 83  
 Spitzwegerich 220  
 Spongodisciden 95  
 Sporangienbildung 310  
 Sporen 310, 353  
 Sporodukte 361  
 Sporophylle 310  
 Sporophyt 310  
 Sporoplasma 363  
 Sporozoen 361  
 Springkraut 211  
 –, Kleinblütiges 296, 372  
 Springschwanz 79  
 Spumellariden 93  
 Spyridae 96  
 Srew-Barrel-Microscope 124  
 Stacheldistel 230  
 Stachelhäuter 136, 267  
 Stachelrüssler 42  
 Stack-Einrichtung 177  
 Stallschwalbe 78  
 Ständerpilze 218  
 Stapelaufnahmen 177  
 Stärke Korn 111  
 Staubblatt 195  
 Stechmücke 225  
 Stechrüssel 225  
 Steinpilz 218  
 Stele 338  
*Stentor* 360  
 Stentoren 56  
 Stoboskopaufnahmen 211  
 Stolone 238, 312  
 Stomatocysten 359  
 Stomium 315  
*Storhyngura* 72  
 Stoy, Johann Sigmund 169  
 Strahlengang 181  
 Strahlentiere 92  
 Straußenfarn 310  
 Stroboskopie 298  
*Strongyloides stercoralis* 188  
 Strontiumsulfat 92  
*Stylosphaera* 278  
 Südpolarmeer 70  
 Süd-West-Atlantik 47  
*Suillus grevillei* 218  
 Suktorien 145  
 Superresolution 166  
*Surirella gemma* 115  
 Symbiose 108, 218  
 Syzygie 361  
  
*Tanacetum balsamita* 369  
 Tanne 219  
*Taraxacum koksaghyz* 112  
 Tardigraden 35, 364  
 Taubnessel 321  
*Taxus baccata* 220  
 Teilungscysten 353  
*Telekia speciosa* 27  
*Teleogryllus commodus* 9  
 Telotroch 291  
 Tenside 198  
 Tentakelkranz 237  
 Terebelliden 74  
 Testaceen 101

- Textilfasern 158  
 Thallus 141  
*Thecamoeba quadrilineata* 327  
*Theosyringium* 278  
 Tiefenschärfe 281  
 Tiefsee 70  
 Tierbestäubung 2, 83, 269  
*Tillandsia*  
   – *bulbosa* 231  
   – *streptocarpa* 231  
 Tintenfische 377  
 Tintenschnecken 137  
 Tintinninengehäuse 279  
 Tischnachführung, automatische  
   52  
 Toxicysten 66  
 Trabekel 338  
 Tracheenkiemen 175  
 Tränentierchen 65  
*Triactoma* 278  
 Trichoblasten 15  
*Trichodina* 147  
 Trichomnektarien 324  
*Tricoma cincta* 35  
 Trollblume 196  
*Trollius europaeus* 196  
 Trompetentierchen 56  
 Trophophylle 311  
 TTL-Steuerung 303  
 Tunicata 377  
 Turgor 257  
 Turridae 73  
*Typha latifolia* 100, 233  
  
 Umlaufblüte 270  
 Umweltverschmutzung 294  
  
 Ureter 137  
 Urinsekten 175  
 Urniere 138  
*Urodiaspis tecta* 19  
 Uroid 100, 289  
*Urostyla* 132  
*Utricularia* 375  
  
*Vampyrella lateritia* 356  
 Verbreitungscysten 353  
 Verdauungscysten 353  
 Vervielfältigungscysten 353  
*Vibrio*  
   – *albensis* 376  
   – *olor* 65  
   – *vulnificus* 376  
*Vicia cracca* 220  
*Vinca* 111  
   – *minor* 219  
*Vincetoxicum officinale* 158  
 Vögel 78, 139  
 Vogelnestwurz 219  
 Vogelwicke 220  
 Vorniere 138  
*Vorticella* 144, 290, 354  
  
 Wacholder 219  
 Waldrebe 230  
 Waldschnepfen 208  
 Waldwindröschen 229  
 Wasserdost 230  
 Wasserschlauch 375  
 Wasserwanzen 173  
 Weddellmeer 71  
 Wegwarte 111  
 Weichtiere 71, 137  
  
 Weiden 218  
 Weidenröschen 160, 220  
 Wespenflügel 174  
 Wetzsteine 274  
 Wiesel 78  
 Wimpertierchen 65  
 Windbestäubung 2, 83, 269  
 Windblütigkeit 2  
 Wintergrügewächse 219  
 Wohldenberg-Treffen 209  
 Wolff'scher Gang 138  
 Wolfsmilch 110  
 Wurmfarn, Echter 312  
  
*Xenopus* 165  
 Xenosomen 101  
*Xerocomus badicus* 218  
 XPL-Beleuchtung 275  
 Xylem 310  
  
*Zea mays* 220  
 Zecken 18, 78  
 Zellskelett 366  
 Zellulosefibrillen 157  
 Zentrifugation 261  
 Ziergal 257  
 Zoochlorellen 105  
 Zoologische Station in Neapel  
   294  
 Zoophilie 2, 83  
*Zoothamnium* 144  
 Zooxanthellen 93  
 Zuckmücke 225  
 Zygosporie 358

# Cysten und Sporen bei Einzellern

Klaus Hausmann

**In jedem Lehrbuch der Protozoologie finden sich unter den Stichworten Cysten und Sporen zahlreiche Verweise. Bei entsprechendem Literaturstudium wird man schnell feststellen, dass es offenbar unterschiedliche Cysten und Sporen gibt, die sich nicht nur in ihrem Aufbau, sondern insbesondere auch in ihrer Funktion im Lebenszyklus eines Einzellers unterscheiden. Dieser Artikel möchte versuchen, die verschiedenen Cysten- und Sporentypen zu charakterisieren und zuzuordnen.**

Über die Cysten von Einzellern findet sich in der Literatur eine Fülle von Informationen, wobei meist die Encystierungs- und Excystierungsvorgänge sowie die Zusammensetzung der Cystenwände im Fokus des Interesses stehen. Es würde den Rahmen dieser Übersicht völlig sprengen, wollte man eine komplette Zusammenstellung aller relevanten Arbeiten anstreben. Daher wird hier in der Bibliographie nur auf grundlegende Lehrbücher sowie besonders wichtige Originalarbeiten verwiesen. In den Literaturverzeichnissen der jeweiligen Veröffentlichungen finden sich dann für den an der Thematik besonders Interessierten zahlreiche weitere Verweise.

## Definition: Cyste und Spore

Unter Cysten und Sporen versteht man unbewegliche, inaktive sowie höchst aktive Stadien im Lebenszyklus vieler Einzeller, welche von einer mehr oder minder ausgeprägten Wandung umgeben sind (Abb. 1), die aus Proteinen, Chitin sowie Polysacchariden und Silicat bestehen kann. Grundsätzlich geht man davon aus, dass ihnen eine Schutzfunktion zukommt. Wenn es sich um ein Dauerstadium handelt, ist die Wand meist relativ dick und besteht aus drei oder mehr Schichten, die man dann je nach Situation Peri-, Ekto-, Meso-, Endo- oder Metacyste nennt. Die in der Regel kugeligen Gebilde sind bisweilen außen besonders skulpturiert, wobei man diesen Bildungen nur selten eine Funktion zuschreiben weiß. Die Cysten und Sporen können eine präformierte Ausschlüpföffnung (Operculum) aufweisen (Abb. 2).

Der Terminus Cyste wird bei Einzellern ganz generell bei von einer Hülle umgebenen Stadien im Lebenszyklus angewandt. Von Spore ist die Rede, wenn nach Sexualvorgängen eine diploide Zygote vorliegt, speziell bei Sporozoen. Da aber bei Protisten keine ganz strenge Unterscheidung zwischen Cysten und Sporen vorgenommen wird, werden in diesem Artikel diese beiden Fachtermini synonym benutzt.

Man unterscheidet verschiedene Typen von Cysten und Sporen, denen dann auch verschiedene Funktionen zukommen, welche sich in der jeweils spezifischen Bezeichnung widerspiegelt: Verdauungscysten, Teilungscysten, Vervielfältigungscysten, Reproduktionscysten, Reorganisationscysten, Infektionscysten, Verbreitungscysten und schließlich Ruhe- oder Dauercysten.

## Eigenschaften von Cysten und Sporen

Diese Stadien weisen, was ihre Eigenschaften anbelangt, durchaus Rekorde auf, wenn man die publizierten Angaben zugrunde legt. So gibt es Trockendauercysten, die unter Normaltemperaturen länger als zehn Jahre vital blieben. Möglicherweise kann dieser Zeitraum noch erheblich länger sein. Selbst bei recht hohen Temperaturen, beispielsweise bei 100 °C, können bestimmte encystierte Einzeller bis zu drei Stunden überleben. In umgekehrter Richtung, nämlich bis zu -190 °C, ist ein Überleben von mehr als 13 Stunden protokolliert worden. Vakuum sollen Cysten bestimmter Einzeller mehr als sieben Jahre überstehen. Andererseits werden bestimmte Dauercysten, die im Wasser über längere Zeiträume keimfähig bleiben,

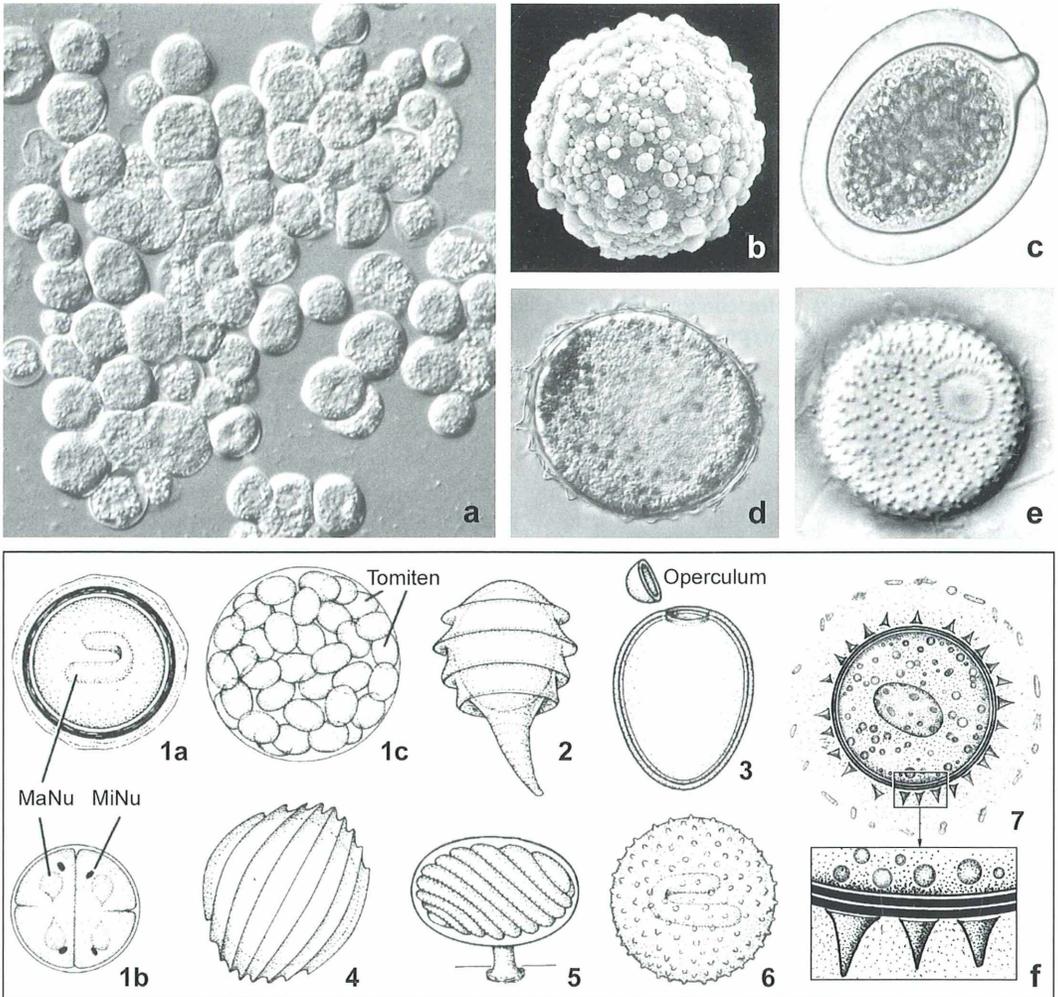


Abb. 1: Cystenformen. a *Acanthamoeba*, b *Actinosphaerium*, c *Frontonia*, d *Climacostomum*, e *Vorticella*, f Cysten von weiteren Ciliaten: 1 *Didinium*, 2 *Ophryoglena*, 3 *Podophrya*, 4 *Nyctotherus*, 5 *Colpoda*, 6 *Euplotes*, 7 *Spirophrya*. MaNu Makronucleus, MiNu Mikronucleus (a–e aus Hausmann et al., 2003; f, 1–7 aus Lynn, 2008).

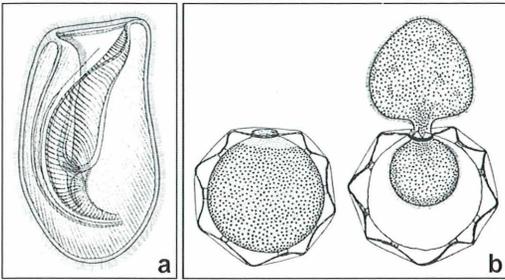
durch Trocken an der Luft irreversibel geschädigt.

Die hier aufgelisteten Rekordleistungen treffen nicht nur für jeweils bestimmte Einzellergruppen zu. So gibt es beispielsweise sowohl bei Amöben und Flagellaten als auch bei Ciliaten und Sporozoen Vertreter, die Extremtemperaturen ertragen können. So verhält es sich wohl auch mit anderen Rekorden. Natürlich sind nicht in jedem Fall sämtliche Einzellergruppen bezüglich einer bestimmten Rekordleistung untersucht worden. Und die Meldungen darüber

sind hier und da in der Literatur verstreut, so dass man bei intensiver Literaturrecherche mit einiger Gewissheit noch weitere erstaunliche Meldungen hinsichtlich ungewöhnlicher Eigenschaften von Cysten und Sporen wird finden können.

### Was verursacht die Encystierung?

Bevor im Einzelnen auf die verschiedenen Cysten/Sporen der unterschiedlichen Einzellergrup-



**Abb. 2: Cyste des Ciliaten *Bursaria truncatella* (a) im Ruhezustand (b, links) und während des Schlüpfens (b, rechts) (a nach Grell, 1973; b nach Beers, 1948).**

pen eingegangen wird, sollen kurz die Faktoren dargelegt werden, die für das En- und Excystieren von Relevanz sein können. Es sei darauf hingewiesen, dass die Abfolge der Aufzählung der Faktoren nicht eine Wertung ihrer Wichtigkeit darstellt.

Leicht nachvollziehbar ist es, dass das Austrocknen eines Biotops die Einzeller, welche zur Cystenbildung befähigt sind, zur Ausbildung eines entsprechenden trockenresistenten Dauerstadiums veranlasst. Das trifft in besonderem Maße für edaphische (im Boden lebende) Einzeller zu (Abb. 3). Gleichermäßen müssen Einzeller, die in ephemeren (vorübergehenden) Gewässern wie beispielsweise in Pfützen leben, sich rasch auf schnell wechselnde Umweltbedingungen einstellen.

Nahrungsmangel kann in gleicher Weise wie Nahrungsüberschuss die Encystierung induzieren. Dabei ist es wohl von Wichtigkeit, in welchem Maße Exkretionsprodukte oder generell Stoffwechselendprodukte ins Medium abgegeben und dort angereichert werden. Ähnlich erklärbar ist auch die Beobachtung, dass bei bestimmten Einzellern infolge einer zu hohen Populationsdichte zumindest in Laborkulturen massenhaftes Encystieren eintreten kann. Inwieweit dieser Effekt in freier Natur eine Rolle spielt, sei dahingestellt. Denn möglicherweise kommt es im Freiland nie zu einer derartigen Massenvermehrung wie im Labor.

### **Und was induziert die Excystierung?**

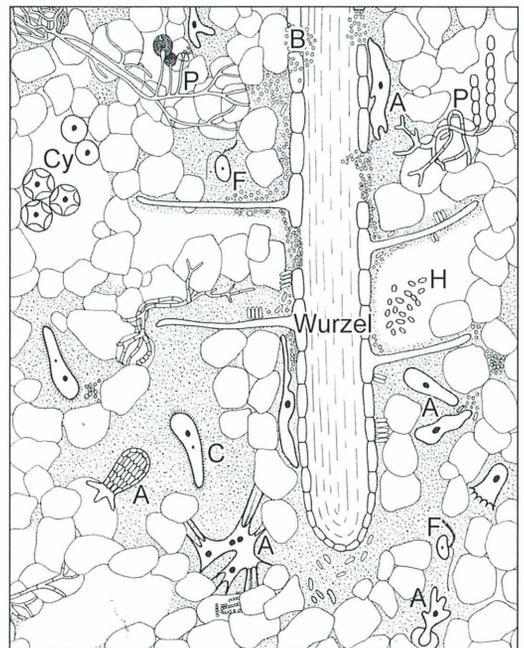
Excystierung wird durch unterschiedlichste Gegebenheiten hervorgerufen. Ganz generell sollen osmotische Phänomene eine Rolle spie-

len. Die Zugabe von frischem Kulturmedium scheint hilfreich zu sein. Bei zuvor ausgehungrerten Stadien soll ein reichliches Nahrungsangebot zum Erfolg führen. Schließlich wurde eine Reihe von Stoffen auf ihre Eignung zur Induktion der Excystierung getestet: Endprodukte des Proteinabbaus, Hefeextrakt, Verdauungsenzyme, Tier- und Pflanzenextrakte, ätherlösliche und -unlösliche Stoffe sowie Salze bestimmter Säuren. Liest man diese Auflistung, drängt sich der Eindruck auf, dass da vielfach nur herumgeprübelt wurde nach dem Motto: Mal sehen, was passiert, wenn wir dieses und jenes zu den Cysten geben.

Zusammenfassend muss man wohl feststellen, dass die Frage nach den En- und Excystierungsfaktoren wohl immer noch nicht zufriedenstellend beantwortet wurde.

### **Cysten von nackten und beschalteten Amöben**

Im Lebenszyklus einer Vielzahl von Gymnamöben treten Cysten auf. Besonders bekannt sind



**Abb. 3: Terrestrisches Habitat (Edaphon) mit luft- (weiß) und wassergefüllten Räumen (punktiert) zwischen den Sandkörnern (Interstitium).**

**A Amöbe, B Bakterien, C Ciliat, Cy Cysten, F Flagellat, H Hefen, P Pilze (nach Hausmann et al., 2003).**

Gattungen wie *Naegleria* und *Acanthamoeba* (Abb. 4), die leicht von dem amöboiden in das Cystenstadium übergehen, aber in ihrem Lebenszyklus auch ein Flagellatenstadium aufweisen (Abb. 4f). Während bei *Naegleria*-Arten eine Cyste ohne besondere Strukturierungen

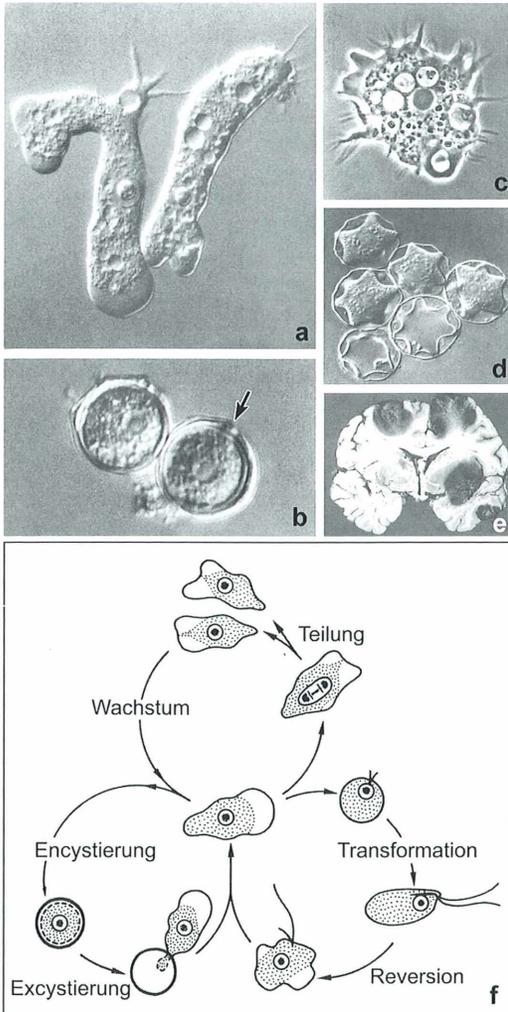


Abb. 4: *Naegleria* (a) und *Acanthamoeba* (c) im aktiven Zustand sowie im Cystenstadium (b und d). Der Pfeil in b weist auf ein Operculum. e Befall eines Säugetiergehirns durch eine Art der Gattung *Acanthamoeba* kann zu schwersten Läsionen führen. f Lebenszyklus von *Naegleria gruberi* mit Amöben-, Flagellaten- und Cystenstadium (a und b aus Schuster, 1979; c und d aus Rondanelli und Scaglia, 1993; f nach Hausmann et al., 2003).

vorliegt, findet sich bei *Acanthamoeba* eine sternförmig ausgebildete Cystenwand, wobei nicht klar ist, ob dem eine besondere Bedeutung zukommt.

Die normalerweise ungefährlichen *Naegleria*- wie *Acanthamoeba*-Arten, welche in zahllosen Freilandgewässern oder in vielfältigsten Bodentypen anzutreffen sind, können sich übrigens unter bestimmten Umständen in gefährliche, pathogene Formen umwandeln, welche beispielsweise beim Befall eines Säugetieres – den Menschen inbegriffen – dessen Gehirn in wenigen Tagen zerstören (Abb. 4e).

Bei anderen Nacktamöben, beispielsweise bei *Vampyrella lateritia*, gibt es kompliziertere Lebenszyklen (Abb. 5). So zieht sich die sich vorwiegend von fädigen Grünalgen ernährende Amöbe zum Verdauen in eine Verdauungscyste zurück. Nicht selten wird daraus dann eine Teilungs- oder gar Vermehrungscyste. Darüber hinaus gibt es in diesem System auch Dauercysten.

Testaceen überstehen geringen Wassermangel dadurch, dass sie zunächst die Schalenöffnung, das Pseudostom, vorübergehend verschließen. Bei längerem Wassermangel bilden sie eine Cyste im Inneren ihrer Schale, wobei dann beispielsweise bei Arten der Gattung *Euglypha* die für die nächste Zellteilung sozusagen auf Vorrat produzierten Idiosomen (selbst gefertigte

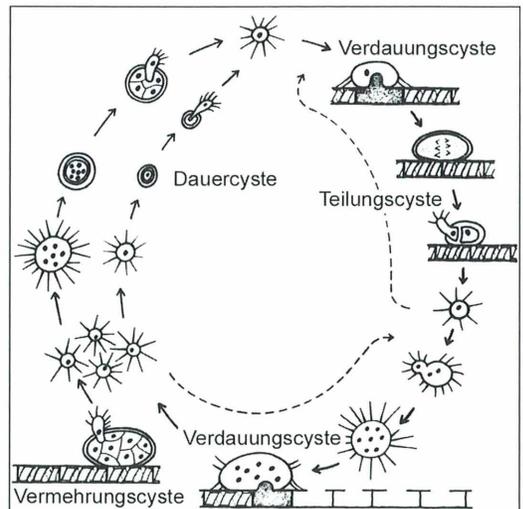
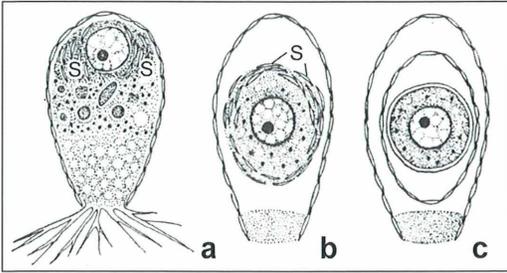


Abb. 5: Der Lebenszyklus der Amöbe *Vampyrella lateritia* weist an verschiedenen Positionen Verdauungs-, Teilungs-, Vermehrungs- und Dauercysten auf (nach Hülsmann, 1985).



**Abb. 6: Encystierungsvorgang einer beschalteten Amöbe aus der Gattung *Euglypha*. Die äußere Cystenwand besteht – wie auch die Schale – aus Schuppen (S), die in der Zelle synthetisiert werden (aus Kudo, 1966).**

Schalenbauteile) als Cystenwandbauelemente eingesetzt werden (Abb. 6).

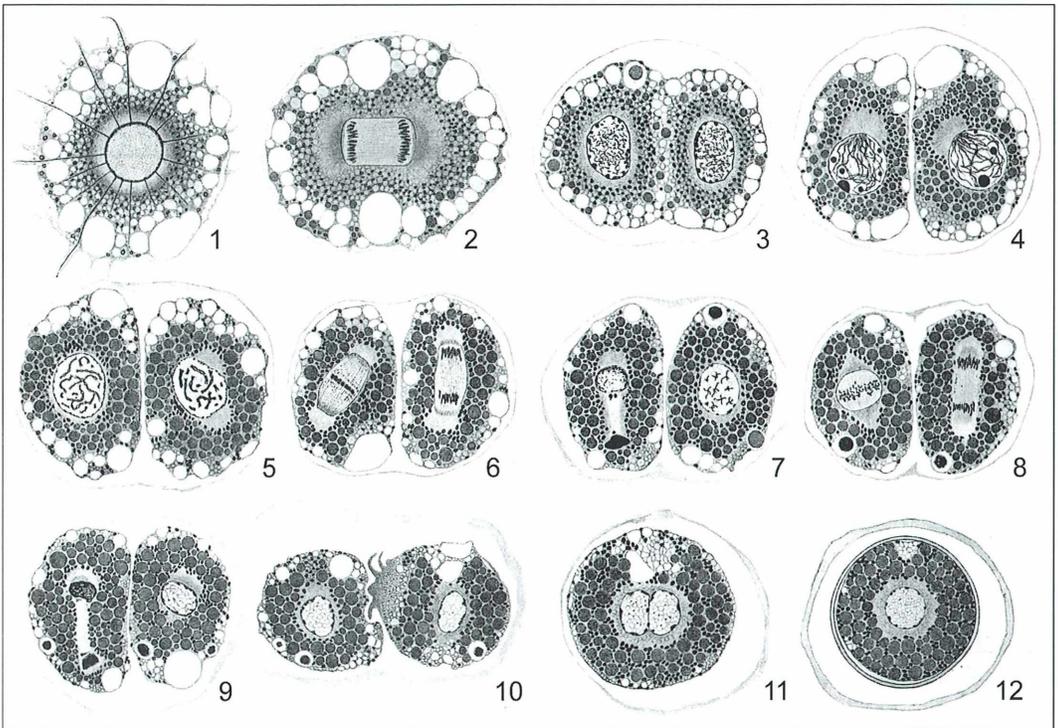
### Die Reproduktionscyste von *Actinophrys sol*

Eine besondere Situation bei unbeschalteten Amöben liegt vor, wenn das Sontentierchen

*Actinophrys sol* sich anschickt, den Sexualprozess der Pädogamie (= Verschmelzung zweier Gameten, die aus demselben diploiden Kern entstanden sind) ablaufen zu lassen. Dazu umgibt sich ein einziger Einzeller mit einer Cystenwand, teilt sich, lässt eine meiotische Kernteilung ablaufen, die zu zwei haploiden Wesen führt, die dann zu einer diploiden Zygote fusionieren, welche schließlich den Startpunkt für eine genetisch neue Generation darstellt (Abb. 7).

### Cystenbildung bei Flagellaten

Wie alle anderen Einzellergruppierungen sind natürlich auch bestimmte Flagellatenarten zur Encystierung befähigt. Ein Beispiel ist *Lophomonas blattarum*, bei dem über einen längeren Prozess, währenddessen der Flagellenschopf resorbiert, die Zelle von einer Cystenwand umgeben und der Kern einer komplex erscheinenden Umbildung unterworfen wird, ein Dauercystenstadium erreicht wird (Abb. 8).



**Abb. 7: In einer Cyste ablaufende Sexualvorgänge (Pädogamie) beim Sontentierchen *Actinophrys sol*. Nach Encystierung teilt sich der Kern meiotisch (2–9), die resultierenden Gameten (10) fusionieren (11) und bilden nach erfolgter Karyogamie eine Zygote (12) (aus Bělár, 1923).**

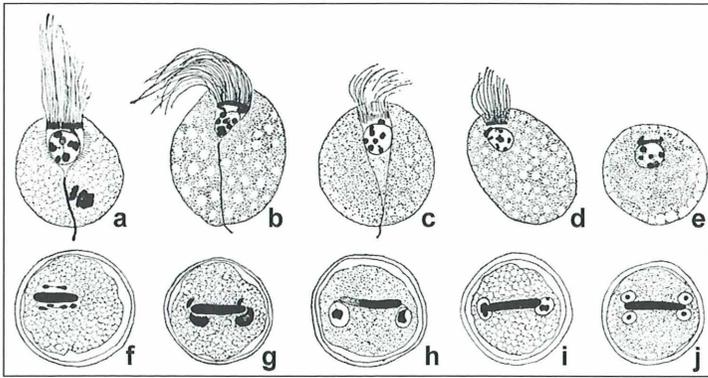


Abb. 8: Ablauf der Encystierung beim Flagellaten *Lophomonas blattarum* (nach Kudo, 1966).

Sexualprozesse gehen auch bei zumindest einigen Flagellaten-Arten mit einer Cystenbildung einher. So finden sich bei der farblosen Chlamydomonade *Polytoma uvella* zwar männlich und weiblich determinierte, aber morphologisch identisch aussehende Isogameten (Abb. 9, 1) über einen Flagellenkontakt zueinander (Abb. 9, 2), um schließlich miteinander zu fusionieren (Abb. 9, 3). Sobald das geschehen ist, wird eine Cystenwand ausgebildet (Abb. 9,

4) und in der so entstandenen Cyste laufen die Sexualprozesse ab, die letztendlich zu vier Schwärmern führen (Abb. 9, 5–8), welche die Cyste verlassen (Abb. 9, 9 und 10). Unter den Flagellaten gibt es bekanntermaßen pathogene Formen, welche in ihrem Lebenszyklus über ein Cystenstadium verfügen. Dazu

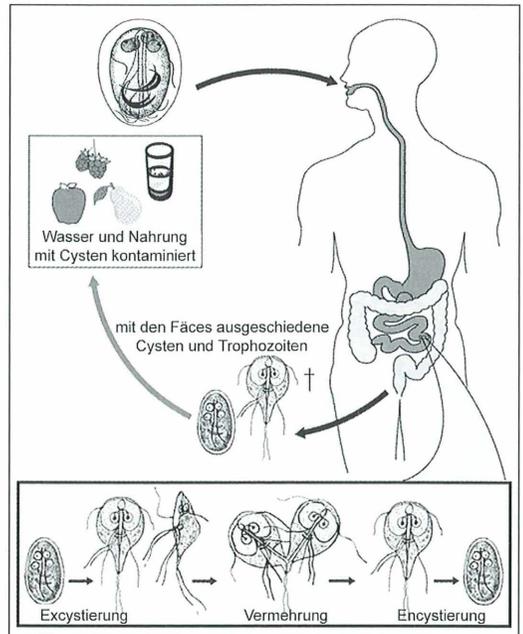
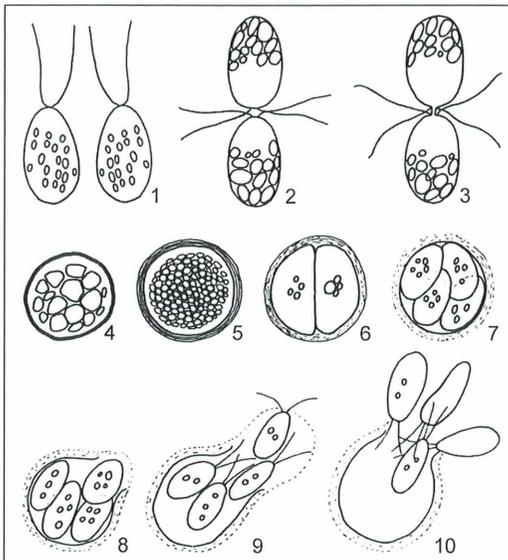
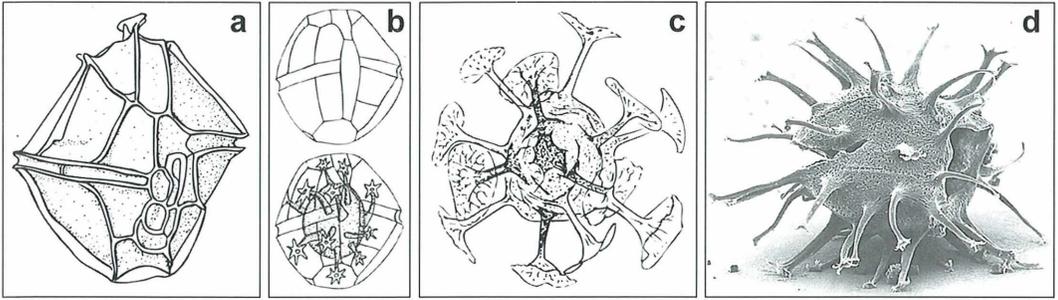


Abb. 9: Die sexuelle Fortpflanzung bei der farblosen Chlamydomonade *Polytoma uvella* beginnt mit der Fusion von Isogameten (1–3), die sich dann mit einer Cystenhülle umgeben. In der hier Zygospore genannten Cyste bilden sich vier Schwärmer aus (7–9), welche schließlich schlüpfen (10) und zur ursprünglichen Größe heranwachsen (nach Pringsheim, 1963).

Abb. 10: Der pathogene Flagellat *Giardia* wird mit verunreinigtem Trinkwasser sowie mit kontaminierter Nahrung aufgenommen. Im Darm erfolgt die Excystierung, Vermehrung und Encystierung. Cysten wie trophische Formen werden mit den Fäces nach außen abgegeben. Während die Cysten zu neuen Infektionen führen, sterben die Trophoziten ab (nach verschiedenen Autoren).



**Abb. 11:** Cysten von Dinoflagellaten können fast wie trophische Stadien aussehen (a), zeigen aber auch recht bizarre Formen (c und d), deren mögliches Entstehen in b illustriert wird (a–c aus van den Hoek et al., 1993; d aus Marheinecke, 1986).

gehören Arten der Gattung *Giardia* (früher *Lamblia* genannt), welche beim Menschen die gefährliche Erkrankung der Lamblienruhr verursachen können, was mit zehrenden wässrigen, bluthaltigen Durchfällen verbunden ist. Derartige Infektionen erfolgen über verunreinigtes Wasser oder kontaminierte Nahrung (Abb. 10). Ist ein Mensch davon befallen, scheidet er mit seinen Fäces massenhaft Dauerzysten sowie Trophozoiten aus. Die Trophozoiten sterben in der freien Natur ab, wohingegen die Cysten überdauern und sich nach oraler Aufnahme im Darm eines neuen Wirts excystieren und vermehren, um schließlich neue Cysten auszubilden, welche ihrerseits wieder mit den Fäces freigesetzt werden.

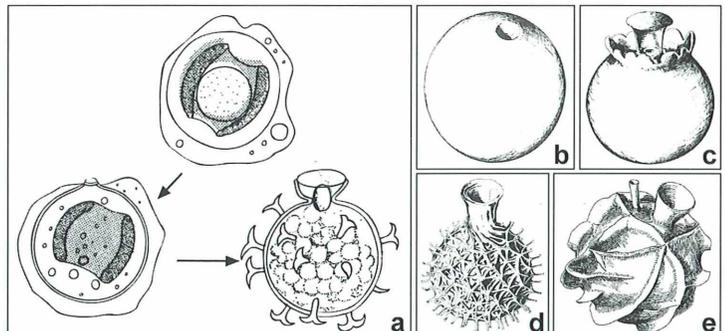
### Die bizarren Cysten der Dinoflagellaten

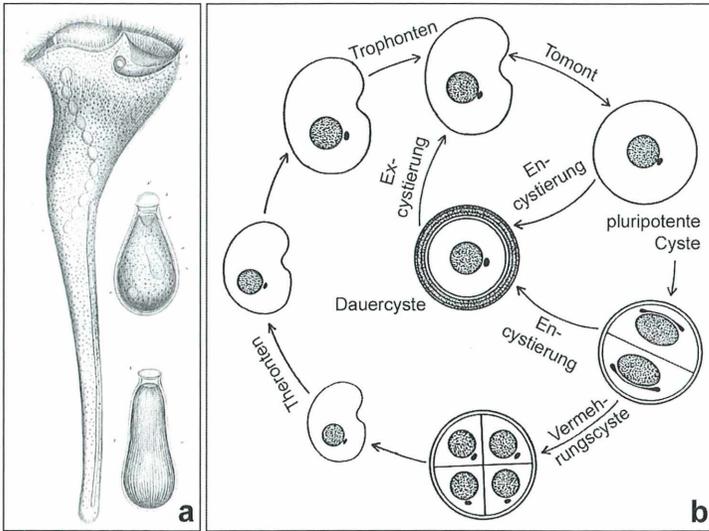
Dinoflagellatencysten können zum einen wie etwas eingeschrumpfte, vegetative Formen aussehen (Abb. 11a). Andererseits können sie aber

auch eine absolut bizarre Morphologie aufweisen, die zunächst keinerlei Verbindungen zu den Ursprungsformen erkennen lässt (Abb. 11c und d). Erst Erklärungshinweise zur Genese dieser ungewöhnlichen Formen ermöglichen ein Verständnis der daraus resultierenden Cysten. Demnach ist es wohl so, dass von einer intrazellulär gebildeten Cyste verzweigte Ausläufer zu jedem Amphiesmalvesikel der Panzerung dieser Flagellaten ziehen (Abb. 11b). Danach wird dann offenbar die Panzerung reduziert, so dass das etwas seltsam anmutende stachelige Cystenstadium vorliegt (Abb. 11c und d).

Bei genauerem Studium der Biologie der Dinoflagellaten wird klar, dass deren Lebenszyklen insofern recht komplex sein können, als sie im Jahreslauf, beispielsweise nach einer Frühjahrsblüte, völlig aus der Wassersäule verschwinden, offenbar als Cysten zum Benthos absinken, um zu gegebener Zeit wieder im Oberflächenbereich entsprechender Wasserkörper aufzutauchen.

**Abb. 12:** Bei Chrysophyceen werden innerhalb der Zellen so genannte Stomatocysten gebildet (a), deren Wände aus Silicat bestehen und vielfältige Formen aufweisen (b–e) (a aus van den Hoek et al., 1993; b–e aus Duff et al., 1995).





**Abb. 13:** Die Cyste von *Stentor* ist urnenförmig (a). Der Lebenszyklus der Colpodiden weist Dauer- wie Vermehrungscysten (b) auf (a aus Stein, 1867; b aus Foissner, 1993).

### Die verwirrende Vielfalt der Stomatocysten der Chrysochyreen

Die Goldalgen bilden zu gegebener Zeit in ihrem Inneren so genannte Stomatocysten aus (Abb. 12a), welche über eine stabile Wandung aus Silicat verfügen. Das bedeutet, dass sie über sehr lange Zeiträume als Fossilien erhalten geblieben sind, was unter anderem Paläontologen interessieren dürfte, zumal die Cystenhüllen recht unterschiedlich ausgebildet sein können (Abb. 12b–e). Allen gemeinsam ist die stets zweifelfrei erkennbare Öffnung (Stoma) in der Cystenhülle, worauf wohl der Fachterminus Stomatocyste zurückzuführen ist.

Was soll daran verwirrend sein? Vielleicht ist verwirrend nicht das richtige Wort zur Charakterisierung der Situation. In der entsprechenden Fachliteratur werden diese stabilen Cysten hüllen sehr exakt beschrieben und mit Hilfe von rasterelektronenmikroskopischen Abbildungen hervorragend illustriert. Wo ist da das Problem?

Problematisch ist, dass man beim Großteil der publizierten Fälle offenbar gar nicht weiß, welche Arten sich hinter den jeweiligen Cysten verbergen. Das hat zur Folge, dass es aufwändig gestaltete, sehr kostspielige wissenschaftliche Atlanten (= anspruchsvolle Bilderbücher) gibt, in denen die meisten Stomatocysten keinem nativen Organismus zugeordnet werden, sondern schlichtweg mit einer laufenden Nummer versehen sind. Da fragt man sich als Nichtfachmann, was man damit anfangen soll. Die For-

menvielfalt ist auf der einen Seite sicherlich faszinierend, auf der anderen Seite ist unklar, was man mit dem vorliegenden Nummernkatalog im Ernstfall anfangen soll.

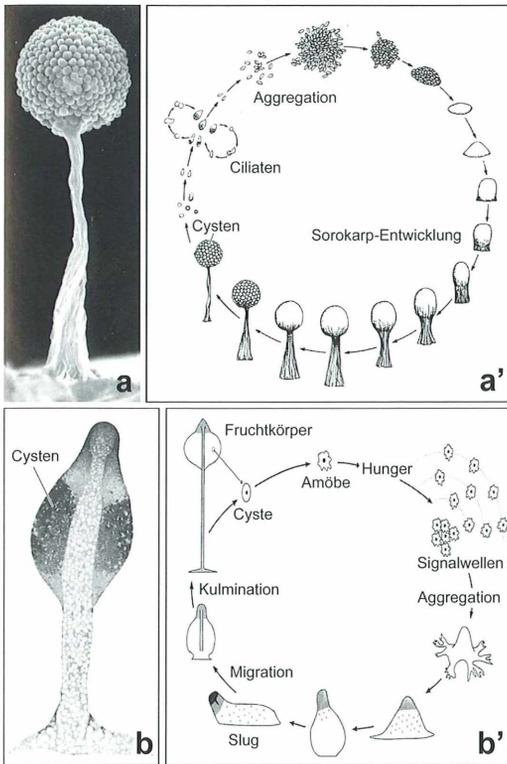
### Ciliatencysten

Dass Ciliaten Cysten ausbilden können, ist seit Dekaden bekannt. Die in vielen Lehrbüchern wiedergegebene zeichnerische Darstellung der *Bursaria*-Cyste von Beers (1948) (Abb. 2) ist ein beredtes Zeugnis dafür. Allerdings reichen Abbildungen von Cysten noch viel weiter zurück, beispielsweise bis hin zum Werk von Friedrich Stein (1867), in dem durch detailreiche, absolut hervorragende Zeichnungen die Ausgestaltung der Cysten verschiedener *Stentor*-Arten wiedergegeben wird (Abb. 13a).

Dass die Lebenszyklen von Ciliaten – und die damit verbundene Ausprägung verschiedener Cystentypen – sehr komplex sein können, ist allerdings erst eine Erkenntnis neueren Datums (Abb. 13b). Wahrscheinlich sind in diesem Zusammenhang noch nicht alle anstehenden Fragen erschöpfend beantwortet worden.

An dieser Stelle sei nachdrücklich darauf hingewiesen, dass entgegen der mehrfach publizierten Behauptung das Pantoffeltierchen *Paramecium* nicht dazu in der Lage ist, sich zu encystieren.

Cysten ganz anderer Art treten beim Ciliaten *Sorogena* auf. Dieses Wimpertier ist dazu befähigt, eine als Sorokarp bezeichnete Struktur



**Abb. 14:** Der Lebenszyklus des Ciliaten *Sorogena* (a') endet in einem an seiner Spitze Sporen tragenden Sorokarp (a). Diese Cysten dienen der Verbreitung. Im wässrigen Milieu schlüpfen aus den Cysten Ciliaten, welche sich vermehren, nach einiger Zeit aggregieren und schließlich wieder einen Sorokarp ausbilden. Der Lebenszyklus von zellulären Schleimpilzen wie beispielsweise *Dictyostelium* (b') weist verblüffende Parallelen zu *Sorogena* auf, bis hin zur Fruchtkörperbildung (b) (aus Hausmann et al., 2003).

auszubilden. Darunter versteht man eine auf einem Stiel positionierte, über die Oberfläche des entsprechenden Gewässers herausragende und somit dem Wind ausgesetzte Cystenansammlung (Abb. 14a). Der Lebenszyklus von *Sorogena* ähnelt im höchsten Maße dem der azellulären Schleimpilze (vgl. Abb. 14a' mit b'). In beiden Fällen werden aquatisch lebende Einzeller (hier Amöben, dort Ciliaten) durch bestimmte Botenstoffe dazu veranlasst, zu einem größeren Konglomerat zu aggregieren und einen Stiel auszubilden, an dessen Spitze sich letztendlich jeweils eine kugelige Struktur mit

einer Vielzahl von Verbreitungscysten befindet, welche beispielsweise mit dem Wind in neue Lebensräume verfrachtet werden.

### Die Sporen der Apicomplexa

Mit Sporentierchen (Sporozoen) sind einzellige Parasiten gemeint, die in ihrem Lebenszyklus eine Spore aufweisen. Unter dieser Sammelbezeichnung werden in älterer Literatur Arten zusammengefasst, die nicht unbedingt in einer verwandtschaftlichen Beziehung zueinander stehen. Es ist mehr als fragwürdig, das Sporenstadium als ausschlaggebendes Kriterium zu einem näheren Zusammenschluss der betroffenen Einzeller heranzuziehen. Denn, wie man an den bisher behandelten Einzellergruppen ersieht, ist im Verlaufe der Evolution ein Sporen- oder Cystenstadium offenbar mehrfach unabhängig voneinander verwirklicht worden.

Bei den heute Apicomplexa genannten Sporozoen handelt es sich allerdings offenbar um eine in sich geschlossene Verwandtschaftsgruppe, die zusammen mit den Dinoflagellata und Ciliata das derzeit nicht angezweifelte Taxon (Monophylum) Alveolata bilden (Hausmann und Wolf, 1999; Hausmann et al., 2003). Dazu gehören die Gregarinen und Coccidien.

Die Gregarinen zählen nicht zu den gefährlichen Parasiten. Sie leben wohl in vielen Evertebraten auf Kosten ihrer Wirte, stellen für diese aber in der Regel kein richtiges Problem dar. Im Verlaufe ihres Lebenszyklus legen sich Gamonten zu einer Syzygie zusammen (Abb. 15a, 1), die sich mit einer Hülle umgibt (Abb. 15a, 2). Dieses Stadium nennt sich Gamontocyste. Aus den Gamonten differenzieren sich Gameten (Abb. 15a, 3) und schließlich werden die durch Gametenverschmelzung entstandenen Zygoten zu Sporen (Abb. 15a, 4). Die Sporen verlassen bei bestimmten Arten die Gamontocyste über so genannte Sporodukte (Abb. 15a, 5 und c). Die Sporodukte, die zunächst ins Innere der Gamontocysten ragen (Abb. 15a, 5, Pfeile) und 15b, 1), werden nach außen ausgestülpt (Abb. 15b, 2 und 3), so dass die Sporen freigesetzt werden können.

Beim Coccidium *Eimeria* werden die Sporocysten, welche Sporen mit den infektiösen Sporozoiten beinhalten, mit den Fäces abgesetzt (Abb. 16). Aus den mit kontaminierter Nahrung aufgenommenen Sporocysten schlüpf-

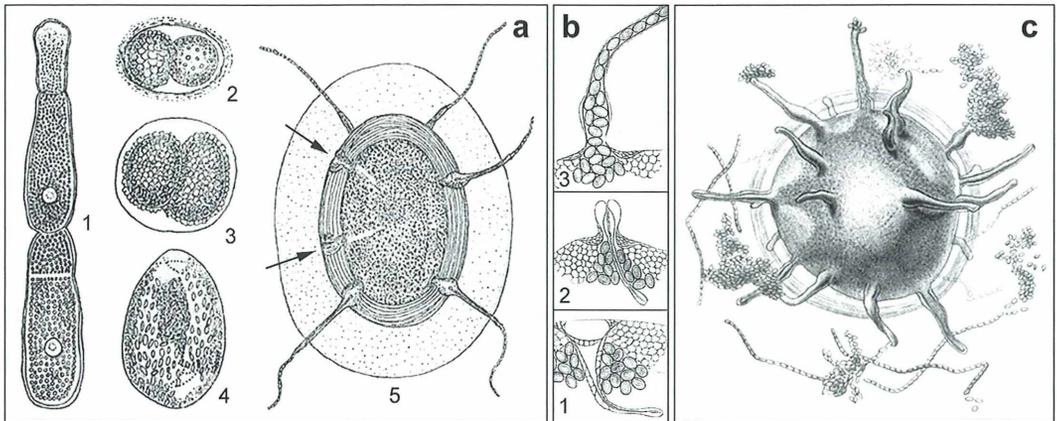


Abb. 15: Bei Gregarinen legen sich im Verlaufe ihres Lebenszyklus Gamonten zu einer Syzygie zusammen (a), die sich mit einer Hülle zur Gamontocyste umgibt, in der zunächst Gameten und dann Sporen gebildet werden. Aus den Gamontocysten werden die Sporen freigesetzt, bei bestimmten Arten über schlauchförmige Sporoducte (a, 5 und c) (a nach Jirovec, 1953; b und c aus Kuschakewitsch, 1907).

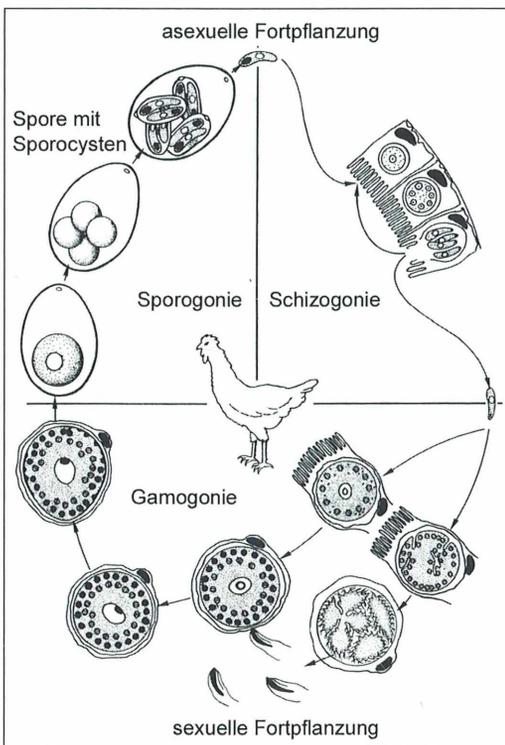


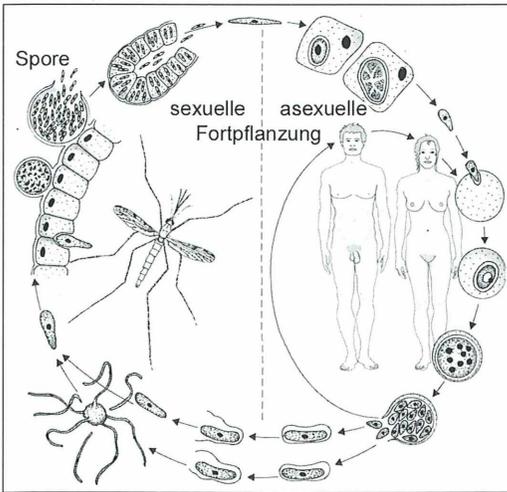
Abb. 16: Lebenszyklus von *Eimeria tenella*, dem Erreger der Hühnercoccidiose, mit Bildung von Sporen, die mit den Fäces abgegeben werden. Die infektiösen Cysten werden oral aufgenommen (aus Mehlhorn und Piekarski, 2002).

fen letztendlich die Sporozoiten, welche den neuen Wirt parasitieren.

Etwas anders sieht die Situation bei der Malaria aus. Hier gibt es nämlich einen Überträger (die *Anopheles*-Mücke), in der die sexuelle Fortpflanzung und Sporenbildung abläuft (Abb. 17). Die Sporen werden also nicht mehr freigesetzt, sondern platzen in den Mücken auf. Die so freigewordenen Sporozoiten wandern in die Speicheldrüse und können damit bei einer Blutmahlzeit der Mücken, die mit einer Injektion von Speichel in den neuen Wirt beginnt, übertragen werden.

### Microsporidien

Die, wie der Name schon vermuten lässt, winzigen Microsporidien sind kompliziert strukturierte Gebilde. In ihnen dominiert ein aufgerollter Schlauch (Abb. 18a und b), der auf Grund lichtmikroskopischer Untersuchungen Polfilament genannt wird. Eine als Polaroplast bezeichnete Differenzierung aus Membranalamenten soll den Treibsatz für die Ausschleudung des Polfilaments darstellen. Durch den Schlauch wird dann der gesamte Zellinhalt hindurchgepresst. Das spielt sich im Magen-Darmtrakt der entsprechenden Insekten ab. Damit der Lebenskreislauf dieser Parasiten weitergeführt werden kann, muss der Schlauch wie eine Kanüle in eine Epithelzelle des Magen-Darm-



**Abb. 17:** Beim Malaria-Lebenskreislauf treten die typischen Sporen in den übertragenden Insekten auf. Die Sporen werden nicht freigesetzt, sondern platzen in den Mücken auf und setzen so die Sporozoiten frei (aus Lucius und Loos-Frank, 2008).

Systems injiziert werden, so dass das infektiöse Sporoplasma für die weitere Entwicklung unmittelbar in eine Wirtszelle gelangt. Denn eigenständig ist dieses Stadium nicht dazu in der Lage, in eine entsprechende Wirtszelle einzudringen.

Beeindruckende Schemazeichnungen geben vor, dass man den gesamten Entwicklungsablauf der Microsporidien in allen Details verstanden hat. Sieht man sich diese Darstellung dann genauer an, wird man sehr bald merken, dass der wiedergegebene Lebenszyklus alles andere als komplett oder in sich geschlossen ist. Das mangelhafte Wissen liegt wohl daran, dass Micro-

sporidien für den Menschen keine unmittelbare Gefahr darstellen. Damit muss man auch keine Maßnahme zur Bekämpfung dieser Parasiten ergreifen.

Wem schaden denn die Microsporidien? Staaten bildende Insekten wie beispielsweise Bienen sind die Lebewesen, für die Microsporidien eine sehr ernsthafte Gefahr bedeuten. Man sagt, dass Bienenvölker, die beispielsweise von *Nosema*-Arten befallen werden, unausweichlich dem Untergang geweiht sind.

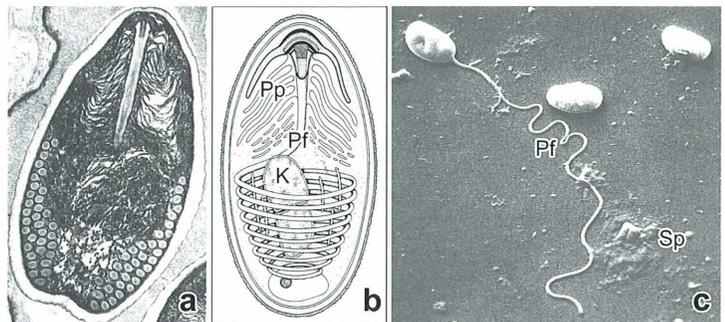
Nun ist es allerdings nicht so, dass man überhaupt keine Bekämpfungsmaßnahmen kennt. Es gibt schon „chemische Keulen“, welche die Imker einsetzen können. Sie sind aber doch recht grobe Werkzeuge, die vermutlich auch einige Nebenwirkungen zeigen und möglicherweise in Spuren auch im entsprechenden Honig zu finden sind.

Es gibt noch weitere, früher zu den Sporozoa gezählte Einzeller wie beispielsweise die Ascetosporen und Myxozoen (letztere wurden unterdessen als Vielzeller „entlarvt“), die in dieser Zusammenstellung allerdings nicht mehr weiter berücksichtigt werden sollen, da durch sie keine grundsätzlich neuen Aspekte des parasitären Zusammenlebens hinzukommen würden.

### Über den Wolken: Aeroplankton

Nach diesen Ausführungen ist es nicht verwunderlich, dass es sogar in der uns umgebenden Luft zahllose Dauercysten von Protisten gibt, die wir allerdings wegen ihrer geringen Dimensionen nicht mit unseren Augen wahrnehmen können. Dass es sie gibt, wissen wir spätestens seit den Untersuchungen des großen Einzellere Forschers Christian Gottfried Ehrenberg

**Abb. 18:** Die Sporen der Microsporidien beinhalten ein mehrfach aufgewickeltes, schlauchförmiges Polfilament (a und b, Pf), das durch eine plötzliche Ausdehnung des Polaroplasten (Pp) handschuhfingerförmig ausgestülpt wird (c). Dabei wird der Sporoplast (Sp) durch diesen Schlauch mitsamt der beiden Kerne (K) in eine Wirtszelle injiziert (aus Hausmann et al., 2003).



(1795–1876), der bereits 1871 über die von ihm Atmosphärien genannten Bestandteile organischer Herkunft beispielsweise in den Stäuben von Saharawinden berichtet hat.

Wie könnte man heutzutage dieser Dauerstadien habhaft werden? In Insiderkreisen wird immer wieder gerne die Geschichte von dem Protistologen erzählt, der Hobbyflieger war und eines Tages beschloss, an seinen kleinen Flieger ein Planktonnetz zu hängen und damit seine Runden zu drehen. Angeblich konnte er eine reiche Ausbeute vorweisen, nachdem er den nicht sichtbaren Inhalt seines Planktonnetzes in Kulturmedien für Einzeller gegeben hatte. Ob sich das wirklich so zugetragen hat, ist nicht verbrieft. Selbst wenn es vielleicht nicht stimmt, ist es an sich dennoch sehr plausibel.

In unseren Zeiten hat vor nicht allzu langer Zeit ein Protistologen-Kollege, der an der Universität Köln tätig ist, auf den höchsten Turmspitzen des Kölner Doms mit Kulturmedium gefüllte Gefäße ausgestellt, in denen sich nach einer gewissen Zeit eine beachtenswerte Anzahl von Einzellern fand, sowohl in Süßwasser- als auch in Meerwassermedien. Von der Sache her ist diese Erkenntnis allerdings wirklich nicht so ganz neu, wenn man – abgesehen von Ehrenberg – bei Puschkarew nachliest, was er alles schon im Jahr 1913 gesichtet und registriert hat.

### Schlussgedanken

Cysten und Sporen von Einzellern führen uns in das Gebiet der Kryptobiose (= Anabiose), zu der nicht nur Einzeller, sondern auch bestimmte Vielzeller wie beispielsweise Fadenwürmer (Nematoden), Bärtierchen (Tardigraden) und Rädertiere (Rotatorien) befähigt sind. Unter Kryptobiose (griechisch *kryptos* = verborgen und *bios* = Leben) versteht man einen Zustand von Organismen, bei dem die Stoffwechselfvorgänge extrem reduziert sind. Man unterscheidet mehrere Formen von Kryptobiose:

- Anhydrobiose = Bildung von Dauerstadien durch Austrocknung
- Osmobiose = ausgelöst durch erhöhten osmotischen Druck
- Anoxybiose = ausgelöst durch niedrigen Sauerstoff-Gehalt der Umgebung

- Kryobiose = ausgelöst durch niedrige Temperaturen

Im Zustand der Kryptobiose sind Lebewesen in der Lage, ungünstige Lebensbedingungen über längere Zeit (zum Beispiel bei anhydrobiotischen Bärtierchen mehr als ein Jahrzehnt) zu überdauern. Tardigraden können in diesem Zustand auch extrem niedrige Temperaturen (unter  $-243\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) sowie erhöhte Temperaturen (über  $77\text{ }^{\circ}\text{C}$ ) und sogar Radioaktivität aushalten.

### Literaturhinweise

- Akarsu, S., Hausmann, K.: Lebenszyklus des colpodiden Ciliaten *Bresslauides australis* – Eine chromomorphologische Studie. *Mikrokosmos* 96, 27–32 (2007).
- Beers, C. D.: Excystment in the ciliate *Bursaria truncatella*. *Biol. Bull.* 94, 86–98 (1948).
- Bělár, K.: Untersuchungen an *Actinophrys sol* Ehrenberg. I. Die Morphologie des Formwechsels. *Arch. Protistenk.* 46, 1–96 (1923).
- Calkins, G. N.: The biology of the protozoa, 2<sup>nd</sup> edition. Lea & Febiger, Philadelphia 1933.
- Corliss, J. O.: Protozoan cysts and spores. In: The encyclopedia of life sciences. Natur Publishing Group, London 2000.
- 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.* 94, 578–593 (1974).
- Darbyshire, J. E. (ed.): Soil protozoa. CAB International, Oxon 1994.
- Duff, K. E., Zeeb, B. A., Smol, J. P.: Atlas of chrysophycean cysts, vol. I. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht 1995.
- Ehrenberg, Ch. G.: Übersicht der seit 1847 fortgesetzten Untersuchungen über das von der Atmosphäre unsichtbar getragene reiche organische Leben. Buchdruckerei der Königlichen Akademie der Wissenschaften, Berlin 1871.
- Ehrenberg, Ch. G.: Nachtrag zur Übersicht der organischen Atmosphärien. Buchdruckerei der Königlichen Akademie der Wissenschaften, Berlin 1871.
- Foissner, W.: Colpodea (Ciliophora). In: Matthes, D. (ed.): Protozoenfauna, vol. 4/1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1993.
- Foissner, W.: The unusual, lepidosome-coated resting cyst of *Meseres corlissi* (Ciliophora: Oligotrichea): Transmission electron microscopy and phylogeny. *Acta Protozool.* 44, 217–230 (2005).
- Foissner, W., Pichler, M.: The unusual, lepidosome-coated resting cyst of *Meseres corlissi* (Ciliophora: Oligotrichea): Genesis of four complex types of wall precursors and assemblage of the cyst wall. *Acta Protozool.* 45, 339–366 (2006).
- Foissner, W., Müller, H., Agatha, S.: A comparative fine structural and phylogenetic analysis of resting cysts in oligotrich and hypotrich Spirotrichea (Ciliophora). *Europ. J. Protistol.* 43, 295–314.
- Foissner, W., Müller, H., Weisse, T.: The unusual, lepidosome-coated resting cyst of *Meseres corlissi*

- (Ciliophora: Oligotrichea): Light and scanning electron microscopy, cytochemistry. *Acta Protozool.* 44, 201–215 (2005).
- Foissner, W., Pichler, M., Al-Rasheid, K., Weisse, T.: The unusual, lepidosome-coated resting cyst of *Meseres corlissi* (Ciliophora: Oligotrichea): Encystment and genesis and release of the lepidosomes. *Acta Protozool.* 45, 323–338 (2006).
- Foissner, W., Weissenbacher, B., Krautgartner, W.-D., Lütz-Meindl, U.: A cover of glass: First report of biomineralized silicon in a ciliate, *Maryna umbrellata* (Ciliophora: Colpodea). *J. Eukaryot. Microbiol.* 56, 519–530 (2009).
- Grell, K. G.: Protozoology, 3<sup>rd</sup> edition. Springer Verlag, Heidelberg 1973.
- Gutiérrez, J. C., Martín-González, A., Mastsusaka, T.: Towards a generalized model of encystment (cryptobiosis) in ciliates: A review and a hypothesis. *BioSystems* 24, 17–24 (1990).
- Gutiérrez, J. C., Díaz, S., Ortega, R., Martín-González, A.: Ciliate resting cyst walls: A comparative review. *Recent Res. Devel. Microbiol.* 7, 361–379 (2003).
- Harrison, F. W., Corliss, J. O. (eds.): Protozoa. In: Harrison, F. W. (ed.): *Microscopic anatomy of invertebrates*. Wiley-Liss, New York 1991.
- Hausmann, K., Foissner, W.: Das Pantoffeltierchen aus dem Heuaufguss gibt es nicht! – Ein Irrtum, der Jahrzehnte überdauert hat. *Mikrokosmos* 75, 193–197 (1986).
- Hausmann, K., Wolf, M.: Biologische Taxonomie, Klassifikation, Systematik und Phylogenie im Widerstreit? – Was ist los in der Szene? *Mikrokosmos* 88, 73–83 (1999).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: *Protistology*, 3<sup>rd</sup> edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Hülsmann, N., und Inst. Wiss. Film: Entwicklung und Ernährungsweise von *Vampyrella lateritia* (Rhizopoda). Film C 1522 des IWF, Göttingen 1983. Publikation von N. Hülsmann, Publ. Wiss. Film, Sekt. Biol., Ser. 17, Nr. 16/C 1522, 1–23 (1985).
- Jirovec, O.: *Protozoologie*. Nakladatelství Československé Akademie Věd, Prag 1953.
- Kudo, R. R.: *Protozoology*, 5<sup>th</sup> edition. Charles C. Thomas Publisher, Springfield 1966.
- Kuschakewitsch, S.: Beobachtungen über vegetative, degenerative und germinative Vorgänge bei den Gregarinen des Mehlwurmdarms. *Arch. Protistenk. Suppl.* 1, 202–249 (1907).
- Leadbeater, B. S. C., Riding, R. (eds.): *Biomining in lower plants and animals*. Clarendon Press, Oxford 1986.
- Loeblich III, A. R., Loeblich, L. A.: *Dinoflagellate cysts*. In: Spector, D. L. (ed.): *Dinoflagellates*. Academic Press, New York 1984.
- Lucius, R., Loos-Frank, B.: *Biologie von Parasiten*, 2. Auflage. Springer Verlag, Heidelberg 2008.
- Lynn, D. H.: *The ciliated protozoa – Characterization, classification and guide to the literature*, 3<sup>rd</sup> edition. Springer Verlag, Heidelberg 2008.
- Margulis, L., McKhann, H. I., Olendzenski, L.: *Illustrated glossary of protocista*. Jones and Bartlett Publishers, Boston 1993.
- Marheinecke, U.: *Dinoflagellaten des Maastrichtium der Grube Hemmor, Niedersachsen*. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1986.
- Mehlhorn, H., Piekarski, G.: *Grundriß der Parasitenkunde*, 6. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.
- Mulisch, M., Hausmann, K.: Localization of chitin on ultrathin sections of two ciliated protozoa, *Blepharisma undulans* and *Pseudomicrothorax dubius*, using colloidal gold conjugated wheat germ agglutinin. *Protoplasma* 152, 77–86 (1989).
- Mulisch, M.: Chitin in protistan organisms. *Europ. J. Protistol.* 29, 1–18 (1993).
- Müller, H.: Live observation of excystment in the spirotrich ciliate *Meseres corlissi*. *Europ. J. Protistol.* 43, 95–100 (2007).
- Müller, H., Achilles-Day, U. E. M., Day, J. G.: Tolerance of the resting cysts of *Colpoda inflata* (Ciliophora, Colpodea) and *Meseres corlissi* (Ciliophora, Spirotrichea) to desiccation and freezing. *Europ. J. Protistol.* 46, 133–142 (2010).
- Pringsheim, E. G.: *Farblose Algen – Ein Beitrag zur Evolutionsforschung*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.
- Puschkarew, B. M.: Über die Verbreitung der Süßwasserprotozoen durch die Luft. *Arch. Protistenk.* 28, 323–362 (1913).
- Rondanelli, E. G., Scaglia, M. (eds.): *Atlas of human protozoa*. Masson, Milano 1993.
- Rogerson, A., Detwiler, A.: Abundance of airborne heterotrophic protists in ground level air of South Dakota. *Atmospheric Research* 51, 35–44 (1999).
- Schuster, F. L.: Small amebas and ameboflagellates. In: Levandowsky, M., Hutner, S. H. (eds.): *Biochemistry and physiology of protozoa*, 2<sup>nd</sup> edition, vol. 1, pp. 215–285. Academic Press, New York 1979.
- Sleigh, M. A.: *Protozoa and other protists*, 2<sup>nd</sup> edition. Edward Arnold, London 1989.
- Stein, F.: *Der Organismus der Infusionsthiere – Nach eigenen Forschungen in systematischer Reihenfolge bearbeitet*, II. Abtheilung. Wilhelm Engelmann, Leipzig 1867.
- Taylor, F. J. R. (ed.): *The biology of dinoflagellates*, Botanical monographs, vol. 21. Blackwell Scientific Publications, Oxford 1987.
- van den Hoek, C., Jahns, H. M., Mann, D. G.: *Algen*, 3. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1993.
- van Wagtenonk, W. J.: Encystment and excystment of protozoa. In: Hutner, S. H., Lwoff, A. (eds.): *Biochemistry and physiology of protozoa*, 1<sup>st</sup> edition, vol. 2, pp. 85–90, Academic Press, New York 1955.
- Wharton, D. A.: *Life at the limits – Organisms in extreme environment*. Cambridge Univ. Press, Cambridge 2002.
- Wilkinson, A. N., Teeb, B. A., Smol, J. P.: *Atlas of chrysophycean cysts*, vol. 2. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht 2001.

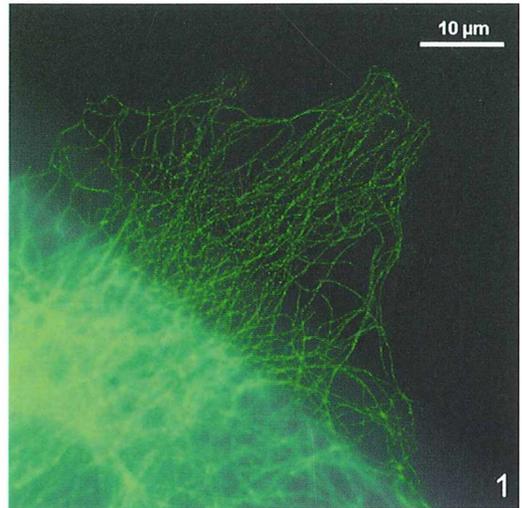
Verfasser: Prof. Dr. Klaus Hausmann,  
Freie Universität Berlin,  
Institut für Biologie/Zoologie,  
Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin,  
E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de

## Kurze Mitteilung

### Neue Methode optisch schaltbarer Fluoreszenzfarbstoffe: stochastic optical reconstruction microscopy (dSTORM)

Bei der Fluoreszenzmikroskopie werden Strukturen der Zelle spezifisch mit fluoreszierenden Farbstoffen markiert. Durch Anregung mit auf den Fluoreszenzstoff angepassten Lichtwellenlängen leuchten diese Moleküle in der Zelle auf und machen sie somit lichtmikroskopisch sichtbar. Wenn jedoch viele nah beieinander liegende Proteine gleichzeitig aufleuchten, sieht man im Mikroskop nur einen verwaschenen Lichtfleck. Prof. Dr. Markus Sauer vom Biozentrum der Universität Würzburg und sein Team arbeiten daran, diese Mikroskopietechnik noch empfindlicher zu machen und ihre zeitliche und räumliche Auflösung weiter zu verbessern. Dann könnten beispielsweise neben der reinen Lokalisation der Moleküle auch ihre Bewegungen und Wechselwirkungen mit anderen Molekülen nachgewiesen werden. Prof. Sauer beschreibt das Problem und einen möglichen Lösungsweg an einem anschaulichen Beispiel: *Das ist wie bei einem Kreuzfahrtschiff, auf dem in allen Kabinen gleichzeitig das Licht an ist. Aus zu großer Entfernung sieht das Auge dann auch nur einen einzigen Lichtfleck. Würde man aber die Lichter an Bord einzeln und nur für kurze Zeit anschalten, ließe sich die Position jeder Kabine genau bestimmen. Falls sich das Schiff dabei bewegt, muss das natürlich schnell gehen, damit die Lichtsignale nicht verschmieren.* Diese Strategie wendet Sauers Forschungsteam nun tatsächlich an. Sie verwenden Fluoreszenzfarbstoffe, die sich durch Lichtsignale an- und ausschalten lassen. Durch die wiederholte Bestrahlung mit Licht unterschiedlicher Wellenlängen wird immer nur ein bestimmter Teil der Farbstoffe zum Leuchten gebracht. Auf diese Weise ergeben sich deutlich schärfere Bilder von den Zuständen in der Zelle. Die neue Methode nennt Sauer „direct stochastic optical reconstruction microscopy“ (dSTORM).

Solche optisch schaltbaren Fluoreszenzfarbstoffe gab es bislang nur wenige. Außerdem funktionierten sie nicht in Anwesenheit von Sauerstoff; daher ließen sich bisher nur tote Zellen auf diese Weise mikroskopieren. Sauer Team hat eine Methode entwickelt, dank der sich die meisten kommerziell erhältlichen Fluoreszenzfarbstoffe als Fotoschalter einsetzen lassen – der Zusatz spezieller Thiolverbindun-



**Abb. 1:** Das Zellskelett aus Mikrotubuli wurde hier mit fluoreszierenden Farbstoffen markiert. Unten links ist das Ergebnis zu sehen, das die herkömmliche Fluoreszenz-Mikroskopie liefert, oben rechts die Aufnahme mit der supraaufgelösten Variante dieser Technik (dSTORM: direct stochastic optical reconstruction microscopy) (Aufnahme: Markus Sauer).

gen macht's möglich. Diese Verbindungen schalten zudem den störenden Effekt von Sauerstoff aus, ohne die Lebensprozesse in der Zelle zu stören. Prof. Sauer's Fazit: *Wir können damit unter physiologischen Bedingungen im Bereich des sichtbaren Lichts super aufgelöste Fluoreszenzbilder mit konventionellen Farbstoffen aufnehmen.* Mit der neuen Methode können beispielsweise Prozesse der Proteinfaltung – eine Störung dieser Faltung spielt bei der Alzheimer- oder Parkinson-Krankheit eine Rolle – oder einzelne Histonproteine im Zellkern dargestellt werden.

**Kontakt:** Prof. Dr. Markus Sauer, Lehrstuhl für Biotechnologie und Biophysik, Universität Würzburg, Tel.: 09 31/318 86 87, E-Mail: m.sauer@uni-wuerzburg.de

Renate Radek  
Redaktion MIKROKOSMOS

## Wie kommt die Farbe in das rasterelektronenmikroskopische Bild?

Stefan Diller

Rasterelektronenmikroskope (REM) sind als Hilfsmittel der modernen Wissenschaften unersetzlich geworden. Die mit einem REM erzeugten Bilder sind Abbildungen der Objektoberflächen und weisen eine gegenüber dem Lichtmikroskop etwa tausendfach größere Schärfentiefe bei inzwischen circa 0,1 Nanometer Auflösung (Helium-Ionen-Mikroskop) auf. Ein REM-Bild gibt die Intensität der detektierbaren Elektronen eines abgerasterten Bildpunktes in Form eines Grauwertes wieder. Wo kommt nun die Farbe her bei vielen in Zeitschriften – so auch im MIKROKOSMOS – veröffentlichten Bildern?

Zur Elektronenmikroskopie kam ich über die Fotografie, als ich 1984 über Waldsterben arbeitete und an der Erstellung einer elektronenmikroskopischen Aufnahme eines Borkenkäfers interessiert war. An der Freien Universität Berlin war ein Elektronenmikroskop zu verschenken, wie sich später herausstellte, jedoch ein Transmissions-EM, das ich trotz zu erwartender präparativer Schwierigkeiten holte. Im Folgenden begann ich mich intensiv mit der Elektronenmikroskopie auseinanderzusetzen.

### Farbe in die graue Mikrowelt

Es gibt zwei Kategorien farbiger REM-Bilder: Zum einen die mit viel Aufwand in Photoshop oder ähnlichen Bildbearbeitungsprogrammen nachkolorierten Schwarzweißbilder, zum anderen Farbbilder, denen mehrere Schwarzweißbilder unterschiedlicher Detektoren zugrundeliegen. Mehrere Detektoren verwendete erstmals der kalifornische Elektronikingenieur David Scharf in seinem „Multi-

Detector Color Synthesizing System“, das in Deutschland nach einiger Zeit kommerziell erhältlich war (Scharf und Biel, 1994). Aufgrund des nahezu fünfstelligen DM-Betrags blieb mir nur der Eigenbau. In den Jahren von 1995 bis 2005 betrieb ich eines der letzten auf Röhrentechnik basierenden REM in Deutschland, ein Cambridge S4-10 (Abb. 1). Durch die modulare Bauweise des Gerätes war es einfach, aus einem Ein-Detektor-REM ein Vier-Detektor-REM zu machen – die Voraussetzung für eine sinnvolle Kolorierung der Motive. Die Bildsignale dieser vier Detektoren wurden durch eine aktive Bildeinzelelektronik (Point Electronic, Halle) im maximalen Format von  $4096 \times 4096$  Pixel digitalisiert.

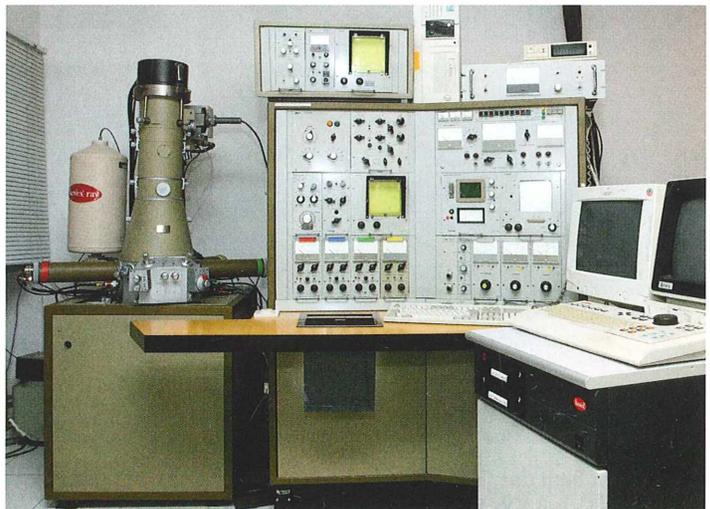


Abb. 1: Cambridge REM S4-10, Baujahr circa 1970.

## Grundlagen der Detektorsignale

Elektronen haben keine für den Menschen wahrnehmbare Farbe. Ihre aufgrund der de-Broglie-Gleichung vorhandene Wellenlänge ist je nach Beschleunigungsspannung etwa 1.000- bis 40.000fach geringer als die sichtbaren

Lichtwellenlängen. Deswegen sind die wissenschaftlich korrekten REM-Bilder schwarzweiße Bilder der Intensitätsverteilung der rückgestreuten Elektronen. Ausführlich beschäftigt sich Peter F. Schmidt (1994) mit den technischen Grundlagen der Rasterelektronenmikroskopie.

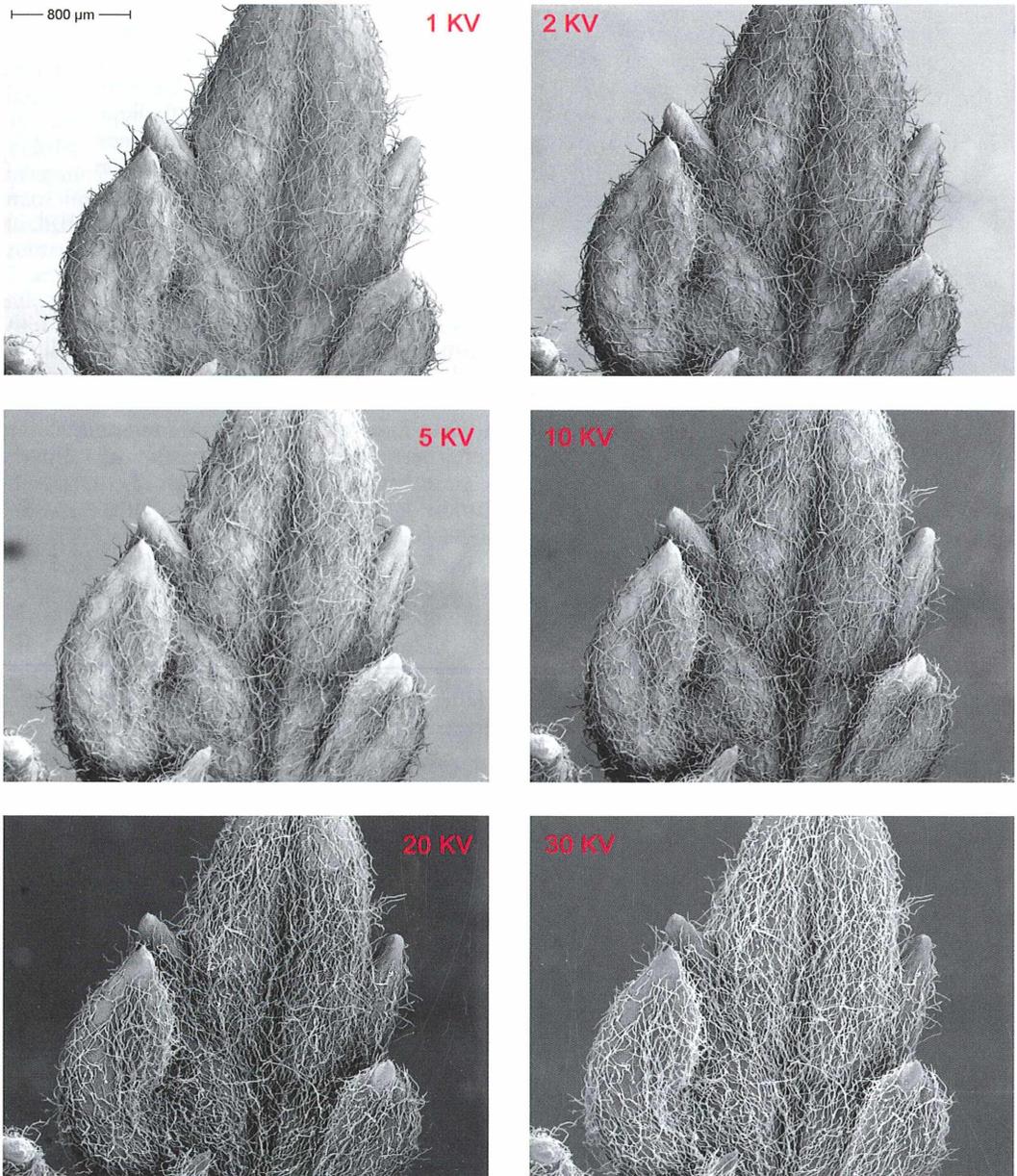


Abb. 2: Ein Blatt des Gemeinen Beifuss, Abbildungen unter verschiedenen Beschleunigungsspannungen: 1 Kilovolt (KV), 2 KV, 5 KV, 10 KV, 20 KV, 30 KV.

### Unterschiedliche Beschleunigungsspannung

Das Aussehen eines REM-Bildes ist sehr von der verwendeten Beschleunigungsspannung der Elektronen abhängig. Niederenergetische Elektronen bilden mehr Oberflächenstrukturen ab, höher energetische Elektronen dringen bis zu mehrere Mikrometer in das Präparat ein und „tunneln“ an anderer Stelle unter großem Energieverlust wieder heraus (Abb. 2).

### Sekundärelektronenkontrast

Als meistgenutzte Informationsquelle dienen die von den Elektronen des Strahls (Primärelektronen) in Wechselwirkung mit den Atomen des zu untersuchenden Objekts erzeugten Sekundärelektronen (SE). Sie haben eine Energie von meist nur wenigen eV und können von einem Everhart-Thornley-Detektor mit Hilfe einer positiven Saugspannung erfasst werden. Flächen, die zum Detektor geneigt sind, erscheinen heller als Flächen, die vom Detektor abgewandt sind (Flächenneigungskontrast). Daneben gibt es weitere Kontrastmechanismen wie den Kantenkontrast. Er erzeugt die in REM-Bildern sehr bekannten hellen Kanten an Haaren oder ähnlich dünnen Strukturen.

### Rückstreuelektronenkontrast

Ein weiteres häufig genutztes Abbildungsverfahren ist die Nutzung von zurückgestreuten Elektronen (RE). Diese vom Objekt reflektierten Primärelektronen haben eine typische Energie von einigen tausend Elektronenvolt. Die Intensität des Signals ist in erster Linie von der mittleren Ordnungszahl des Materials abhängig. Schwere Elemente sorgen für eine starke Rückstreuung, so dass entsprechende Bereiche hell erscheinen. Bereiche mit leichteren Elementen werden dunkler wiedergegeben. Das RE-Bild wird daher als Materialkontrastbild bezeichnet und ermöglicht Rückschlüsse auf die chemische Natur des Objektmaterials. Erfasst werden diese Elektronen meist mit Halbleiter-Detektoren. Charakteristisches Merkmal eines RE-Bildes ist der Schattenwurf von Strukturen. In der bildmäßigen Fotografie kommt dies der Verwendung eines Beleuchtungsspots gleich. Ich verwende drei RE-Detektoren, die in ihren Positionen um das Präparat veränderbar und zwei SE-/RE-Detektoren, die fest installiert sind.

### Das Spiel mit den Detektoren

Die Farbgebung in meinen Bildern wird durch zwei bis vier das Objekt gleichzeitig „sehende“ SE- oder RE-Detektoren erreicht. Jeder Detektor kanal erhält direkt während der Aufnahme im DISS-Scanprogramm oder später in der Bildbearbeitung mit Photoshop eine Farbe zugewiesen; wo sich Detektorsignale überschneiden, entstehen entsprechende Mischfarben (Abb. 3).

Generell kann man sich die Kolorierung im REM mit einer Analogie aus der bildmäßigen Fotografie vorstellen: Verschiedenfarbige Lichtquellen beleuchten das Präparat aus der jeweiligen Detektorrichtung. Die Lichtrichtung kommt vom Detektor, das Präparat wird aus der Achse des Elektronenstrahls gesehen. Aufgrund der Größe der Detektoren und ihrer Entfernung zum Präparat einerseits (erfassbarer Raumwinkel) und ihren physikalischen Eigenschaften andererseits, bestimmte Arten von



**Abb. 3: Sprossachse der Frauenminze (*Tanacetum balsamita*); Bildfeldgröße 588 × 828 µm. Zweikanalige REM-Aufnahme, Hintergrund in Photoshop mit Hilfe eines Pfades auf grün geändert.**



Abb. 4: Der Autor vor seinem Philips 525 REM, Baujahr 1987, modernisiert 2006.

Elektronen (Sekundär- und/oder Rückstreu-Elektronen) abzubilden, entstehen charakteristisch unterschiedliche Grauwertbilder des Präparates bei der Signalverarbeitung der Detektorsignale.

Mit diesem Trick lassen sich einzelne Objektteile (Haare, Flächen, etc.) selektiv hervorheben und bekommen später ohne viel Nachbearbeitung ästhetisch sinnvolle Farben zugewiesen.

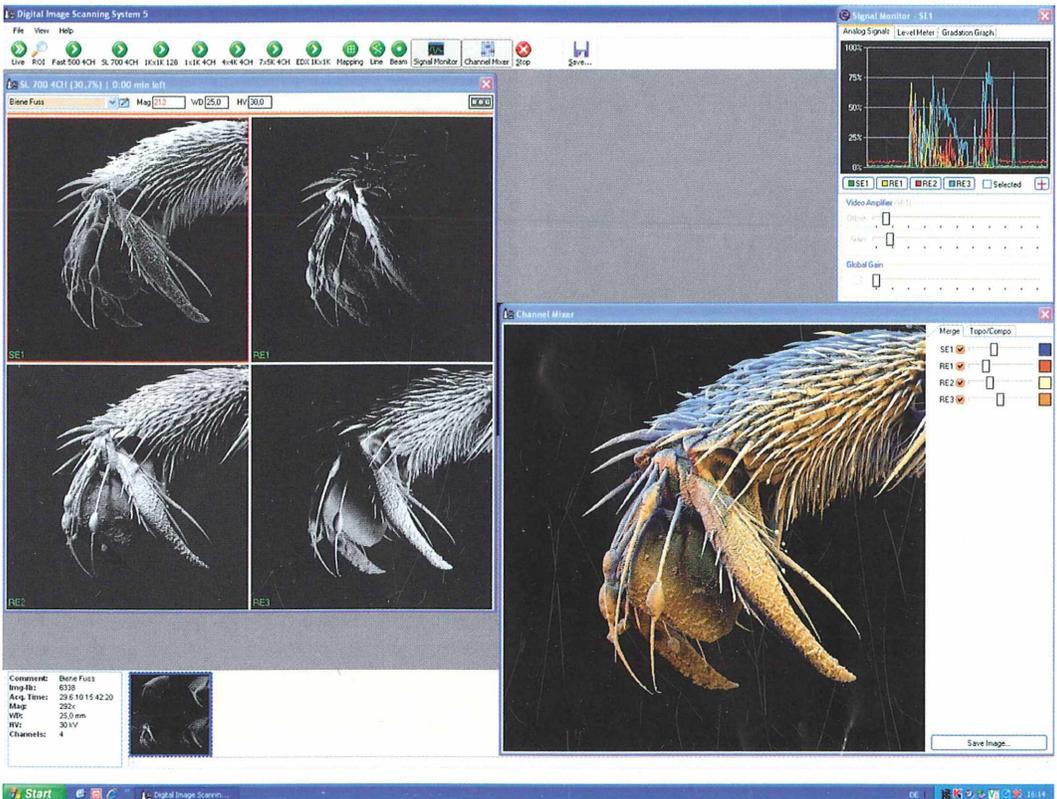


Abb. 5: Bildschirmkopie des verwendeten Scanprogramms DISS 5 für den mehrkanaligen Bildeinzug am REM. Das Bildbeispiel zeigt die Klaue der Honigbiene.

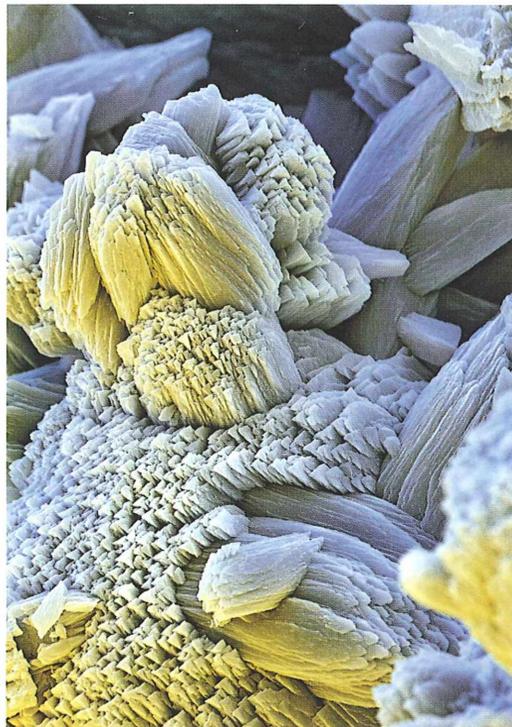
Um dem erhöhten Platzbedarf eines Multi-Detektor-Systems in der Probenkammer Rechnung zu tragen, verwende ich zur Zeit ein Philips Großkammer-REM 525 (Abb. 4), das mit einer  $\text{LaB}_6$ -Kathode und einem modernen DISS 5 Scansystem ausgerüstet ist. Die Abbildungseigenschaften nähern sich dem Bereich eines Feldemissions-REM. Dies ist sehr wichtig bei großen Scans. Gescannt wird mit mindestens  $4.000 \times 5.600$  Pixel, überwiegend aber in  $5.000 \times 7.000$  Pixel mit einem Zeitaufwand von bis zu vier Stunden pro Scan. Die Auflösungsgrenze des REM liegt bei etwa 7 Nanometern, das heißt das größte erfassbare Bildfeld, ohne in eine „leere“ Vergrößerung zu kommen, beträgt  $35 \times 49$  Mikrometer bei einem hochauflösenden Scan.

### Ein Beispiel aus der Praxis

In Abbildung 5, einer Bildschirmpkopie des Scanprogrammes, sind links die vier verwendeten Detektorkanäle gezeigt. Ein SE- und drei RE-Detektoren tragen zum Bildaufbau bei. Gerade die rückgestreuten Elektronen verleihen durch ihre Spot-Charakteristik dem Bild einen etwas knackigen Charakter, die einzelnen Haare trennen sich gut und sind damit leicht kolorierbar. Rechts werden im Kanalmixer die einzelnen Detektorsignale mit ausgewählten Farben gemischt. Eine Annäherung der Farbigkeit an das Original ist das Ziel, eine Nachbearbeitung ist dennoch mit Hilfe von Ebenen, Pfaden und Masken in Photoshop möglich oder notwendig.

Die Farbe in der Elektronenmikroskopie hat für mich eine überwiegend ästhetische Komponente. Sinnvoll angewendet, hebt sie Strukturen leichter hervor und hinterlässt oftmals einen tieferen Eindruck beim Betrachter (Abb. 6).

Der an mehrkanaligen REM-Scans Interessierte sei auf die Webseiten [www.eyeofscience.de](http://www.eyeofscience.de) und [www.kage-mikrofotografie.de](http://www.kage-mikrofotografie.de) verwiesen. Pflanzliche Oberflächen aus meiner Wanderausstellung „Die Ästhetik des Unsichtbaren“ finden sich unter [www.elektronenmikroskopie.info/ausstellungen/](http://www.elektronenmikroskopie.info/ausstellungen/)



**Abb. 6: Kesselstein (Calciumcarbonat) aus einem Würzburger Wasserkessel; Bildfeldgröße  $46 \times 90 \mu\text{m}$ . Zweikanalige REM-Aufnahme, selektive Farb- und Kontraständerungen in Photoshop.**

### Literaturhinweise

- Scharf, D., Biel, M.: Quälgeister im Scharfblick. GEO, September-Heft, 118–126 (1994).  
 Schmidt, P. F.: Praxis der Rasterelektronenmikroskopie und Mikrobereichsanalyse, Band 444. expert Verlag, Renningen 1994.  
 Joachimi, W.: DISS 5, Digital Image Scanning System, Point Electronic, Halle 2005; [www.point-electronic.de](http://www.point-electronic.de)

Verfasser: Stefan Diller,  
 Wissenschaftliche Photographie,  
 Arndtstraße 22, 97072 Würzburg,  
 E-Mail: [diller@stefan-diller.com](mailto:diller@stefan-diller.com)

# Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*

## Teil 3: Oberflächenstrukturen auf Springkraut-Samen

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

**Dem bloßen Auge erscheinen die Samenkörner des Kleinblütigen Springkrauts, über dessen Explosionsmechanik in den beiden vorhergegangenen Arbeiten berichtet worden ist, einförmig glatt. Doch schon das Binokular enthüllt einen fein gegliederten Streifenbesatz. Im Rasterelektronenmikroskop löst sich dieser in mehrere Typen überraschend komplexer serieller Anordnungen auf – Anpassungen an die Verbreitung durch Explosionsfrüchte?**

**D**as Samenausschleudern durch die Explosionsfrüchte des Kleinblütigen Springkrauts *Impatiens parviflora* wurde in den Teilen 1 und 2 dieser Serie mit stroboskopischen Registrierungen und physikalischen Ansätzen näher untersucht. Demnach werden die rund 3,5 mm langen und im Durchschnitt 7,3 mg wiegenden, unsymmetrisch-spindelförmigen, doch leicht abgeflachten Samen (Abb. 1a) von den blitzartig sich einrollenden Karpellen beschleunigt und auf ballistischen Flugbahnen mehrere Meter weit ausgestreut. Hierbei werden Anfangsgeschwindigkeiten bis etwa  $3 \text{ m s}^{-1}$  erreicht.

### Oberflächengestaltung

Die nähere Analyse der Oberfläche dieser Samen enthüllt überraschende Feinstrukturierungen. In schwacher Vergrößerung (Abb. 1b) zeigen sich bereits Reihenanordnungen mit Reihenabständen von etwa 50–100  $\mu\text{m}$ , die sich aus Skulpturelementen zusammensetzen. Zum einen auffallend sind schuppige, aneinanderschließende Bahnen, deren Einzelemente sich übereinander legen wie die Schuppen eines feuchten Fichtenzapfens (Abb. 1c–e). Diese Elemente sind in etwa 80  $\mu\text{m}$  breit und lang sowie fein skulpturiert und erheben sich mit breiter, glatter Spitze rund 20  $\mu\text{m}$  über die mittlere Oberfläche.

Zum anderen trägt der Samen wulst- oder walzenartige, bohnenförmig ausgeformte Protrusionen (Abb. 1g–l). Sie stehen in Reihen, wobei auf die aufgebogenen Enden eine talartige Einbuchtung folgt (Abb. 1i), doch gibt es offensichtlich Übergänge zu den erstgenannten Formen (Abb. 1g). Diese Protrusionen sind rund 90  $\mu\text{m}$  lang und 35  $\mu\text{m}$  breit; die talartigen Einschnitte entsprechen etwa der Breite. Diese Elemente sind noch auffälliger skulpturiert. Rippen von rund 3  $\mu\text{m}$  Breite und schätzungsweise 2  $\mu\text{m}$  Höhe lassen zwischen sich grob hexagonale Vertiefungen von 5–6  $\mu\text{m}$  Durchmesser frei (Abb. 1k und l).

Auf der Oberfläche haften auch Fremdkörper. Die Ketten in Abbildung 1m dürften Pilzsporen darstellen.

### Mögliche Funktionen

Die Frage nach der Bedeutung dieser überraschend komplexen Strukturierungen ist nicht leicht und nicht eindeutig zu beantworten. Es könnte sich um Strukturen handeln, die den bekannten Lotus-Effekt induzieren. Dazu würden die mittleren Durchmesser passen sowie die Tatsache, dass diese Grobstrukturen eine zusätzliche Feinstrukturierung aufweisen. Über die Hydrophobie dieser Oberfläche ist ebenso wenig bekannt wie über eventuelle hygroscopische Bewegungen. Auf die Wasseroberfläche

gebracht, schwimmen sie jedenfalls, wobei sie jedoch an der Unterseite benetzen, wofür sie das Oberflächenhäutchen durchstoßen müssen.

Unter Wasser gedrückt, gehen sie unter. Da größere *Impatiens*-Arten Flussufer bewohnen, könnte die erstgenannte Eigenschaft verbreit-

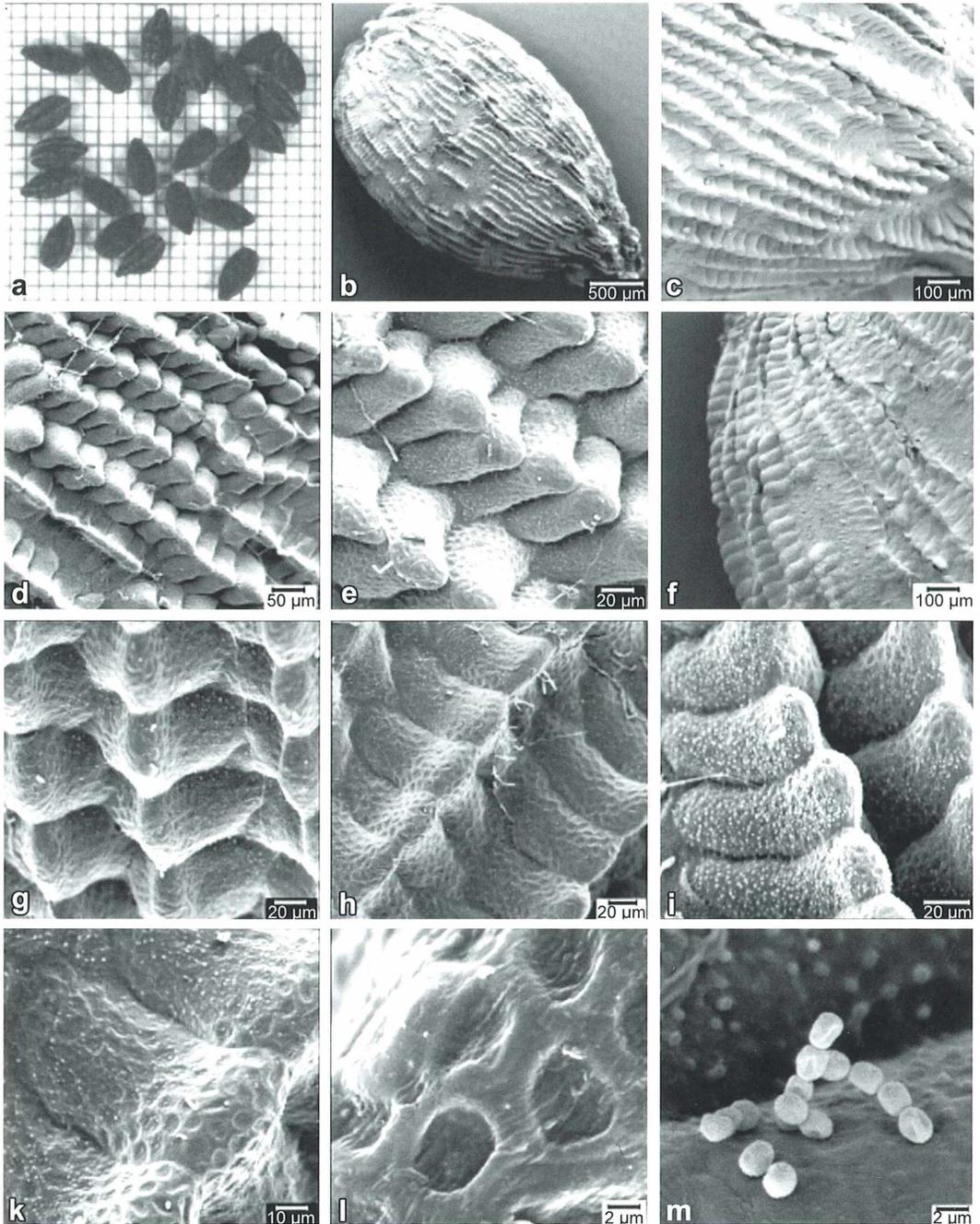


Abb. 1: Oberflächen-Skulpturierungen am Samen des Kleinblütigen Springkrauts *Impatiens parviflora*. a Samen auf Millimeterpapier. b Übersicht. c-f Schuppenartige Strukturen. g-l Walzenartige Strukturen. m Vermutlich Pilzsporen.

tungsfördernd sein. Die ursprüngliche Bedeutung des Lotus-Effekts, Pilzsporen das Anheften zu erschweren (die dann zu Myzelien auswachsen und durch die Stomata ins Blattinnere gelangen können), entfällt bei den geschlossenen Samenschalen.

Die Skulpturierungen könnten aber auch den Luftwiderstand beeinflussen und für eine größere Flugstrecke „über Grund“ sorgen, wenn die Samen auf ihren ballistischen Bahnen durch die Luft geschleudert werden. Von Golfbällen ist bekannt, dass eine aufgeprägte Noppung die Bälle weiter fliegen lässt, weil sie eine „überkritische“ Umströmung mit dann geringerem Widerstandsbeiwert erzwingt. Dieser Effekt wirkt aber nur bei höheren Reynoldszahlen über  $Re \approx 10^5$ . In die Re-Zahl geht eine Längenkenngröße  $l$ , die Geschwindigkeit  $v$  und die kinematische Zähigkeit  $\nu$  der Luft (bei 20 °C rund  $1,5 \cdot 10^{-5} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}$ ) ein. Bezogen auf seine Länge  $l$  ist die Re-Zahl des Samenkorns bei seiner Anfangsgeschwindigkeit  $v_0$  gleich  $Re = (v_0 \cdot l)/\nu = (3 \text{ m s}^{-1} \cdot 3,5 \times 10^{-3} \text{ m}) / (1,5 \cdot 10^{-5} \text{ m}^2 \text{ s}^{-1}) = 7 \cdot 10^2$ , also ganze drei Größenordnungen zu gering, als dass sie den widerstandsvermindernden „Golfballeffekt“ auslösen könnte.

Man kann sich diesem Problem noch von einer anderen Seite her nähern. Für die laminar umströmte flache Platte berechnet sich mit den Kenngrößen „Dynamische Zähigkeit“  $\eta = 1,8 \times 10^{-5} \text{ Pa s}$  für Luft von 20 °C, Messabstand von der Vorderkante  $l_{\text{Mess}} = 1,75 \times 10^{-3} \text{ m}$  (halbe Samenlänge), Luftdichte  $\rho = 1,2 \text{ kg m}^{-3}$  bei 20 °C und Geschwindigkeit  $v = 3 \text{ m s}^{-1}$  die Grenzschichtdicke zu  $\delta = 5 \sqrt{(\mu l_{\text{Mess}} / (\rho v))} = 1,5 \text{ mm}$ . Nimmt man für die leicht flach gewölbte Samenform in erster Näherung einen ähnlichen Wert an und eine auch bei turbulenten Grenzschichten immer vorhandene laminaire Unterschicht von vielleicht 5 % der Grenzschichtdicke, entsprechend 75  $\mu\text{m}$ , so ergibt sich Folgendes: Mit einer mittleren Rauigkeit, die etwa zwischen 20 und 35  $\mu\text{m}$  liegen wird, reichen die Protrusionen nicht einmal durch die laminaire Unterschicht, können also auch nicht als Grenzschichtturbulenzgeber wirken. Turbulente Grenzschichten wären dünner und zeigten eine geringere Ablösungstendenz, was beides widerstandsmäßig günstig wäre, aber mit den Rauigkeiten des Samens nicht zu erreichen ist. Trotzdem werden so winzige Erhebungen, insbesondere, wenn sie ein offenes hexagonales Wabenmuster darstellen (z. B. Sa-

men der Wüsten-Hyazinthe *Cistanche tubulosa*, Orobanchaceae, Durchmesser etwa 0,6 mm) immer wieder als „Windfänger“ angesprochen (Kessler und Stuppy, 2007). Hier besteht noch Forschungsbedarf.

Da die Protrusionen teilweise in getrennten Reihen liegen, könnten sie vielleicht aber durch Grenzschichtführung die Umströmung günstig beeinflussen, ähnlich wie dies von Martin und Carpenter (1977) für Schmetterlingsschuppen vermutet worden ist. Das setzte freilich voraus, dass die Samen wie ein stabilisiertes Geschoss stets mit der Längsachse bahntangential fliegen. Das tun sie aber nicht, trudeln vielmehr unregelmäßig, wie in der vorausgegangenen Arbeit gezeigt worden ist. Stabil fliegende derartige Körper könnten auch einen gewissen Auftrieb entwickeln, der ebenfalls bahntangential wirken würde. Für Schmetterlingsflügel wurde jedenfalls gezeigt, dass die Beschuppung den Flügelauftrieb um etwa 10 % erhöht (Nachtigall, 1965). Durch das Samentrudeln entfällt aber auch diese Möglichkeit.

Jedem Festkörper, auch jedem bewegten, haftet in einem realen Fluid – etwa Luft – die direkt in Kontakt tretende Schicht des Fluids unverrückbar an: Haftbedingung der Fluidmechanik. Weiter außen liegende Schichten können sich unter Reibung gegeneinander verschieben. Man könnte vielleicht annehmen, dass die Protrusionen diese Reibung vergrößern und damit Schichtablösung erschweren. Das wäre aber gerade kontraproduktiv. Eine dicke anhängende Fluidschicht sorgte nicht nur für eine größere „virtuelle Masse“ des Objekts, sondern auch für einen größeren „virtuellen Durchmesser“ und damit erhöhten Widerstand.

Die in den Abbildungen 1k und 1l sichtbaren sechseckigen Rahmenstrukturen könnten, insbesondere wenn sie hohl wären, aber auch ganz andere Zwecke erfüllen. Sie stellten vielleicht eine Art Leichtbauweise im Submikrobereich dar. Alfred Wisser hat solche Strukturen bezeichnenderweise auch bei der raster-elektronenmikroskopischen (REM-)Analyse von Stacheln der Stachelkäfer (Mordellidae) gefunden.

Somit muss die eigentliche Bedeutung der Oberflächenskulpturierung, insbesondere ihrer regelmäßigen Anordnung in schuppigen Reihen, offen bleiben. Jedenfalls dürfte sie am Landeplatz der Samen die Bodenreibung erhöhen und so für ein besseres Verankern zwischen Erdkörnchen sorgen.

**Literaturhinweise**

- Kessler, R., Stuppy, W.: Samen – Zeitkapseln des Lebens. Edition Delius. Delius Klasing & Co KG, Bielefeld 2007.
- Martin, L. J., Carpenter, P. W.: Flow-visualization experiments on butterflies in simulated gliding flight. In: Nachtigall, W. (ed.): Physiology of movement – biomechanics / Bewegungsphysiologie – Biomechanik. Fortschr. Zool. 24, 307–316 (1977).
- Nachtigall, W.: Fruchtexpllosion und Samenaus-schleudern beim Kleinblütigen Springkraut, *Impatiens parviflora*. Teil 1: Bau und Funktion der Frucht. Mikrokosmos 99, 211–217 (2010).
- Nachtigall, W.: Fruchtexpllosion und Samenaus-schleudern beim Kleinblütigen Springkraut, *Impatiens parviflora*. Teil 2: Stroboskopische Messungen und Rechnungen zum Samenaus-schleudern. Mikrokosmos 99, 296–302 (2010).

Nachtigall, W.: Die aerodynamische Funktion der Schmetterlingsschuppen. Naturwissenschaften 52, 216–217 (1965).

*Verfasser:* Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Außenstelle Universität des Saarlands zur Arbeits-stelle für Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz, Universität, Bau A 2.4, Raum 043, 66041 Saarbrücken, E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de (Text), und Dr. rer. nat. A. Wissler, Biowissenschaften, Zoologie und Physiologie, Universität, Bau B 2.1, Raum 3.42, 66041 Saarbrücken, E-Mail: a.wissler@mx.uni-saarland.de (REM-Aufnahmen und Tafelzusammenstellung)

**Kurze Mitteilung****Wie die Fangblasen der carnivoren Pflanze *Utricularia* (Wasserschlauch) Beutetiere anlocken**

Schon Darwin war von *Utricularia* und ihren Fangblasen fasziniert (Darwin, 1875). Wie andere canivoren (räuberische) Pflanzen lebt *Utricularia* in nährstoffarmen Gewässern. Es gibt aber auch Landbewohner in Sümpfen. Die Utricularien haben Fangblasen zum Beutewerwerb. In ihnen wird ein Unterdruck erzeugt, durch den Tiere eingesaugt werden, die an die Fühler der Öffnungsklappe stoßen. Sie werden dann in der Blase verdaut, wohl vorwiegend, um der Pflanze organische Stickstoff- und Phosphor-Verbindungen zu liefern. Manche Carnivoren verschmähen aber auch die Kohlenstoff-Verbindungen aus den Beutetieren nicht. Es war deshalb eine Überraschung, als Sirova et al. (2010) fanden, dass auch Kohlenstoffverbindungen aus der *Utricularia*-Photosynthese in die Blasenflüssigkeit hinein sezerniert werden (bis zu 25%). In der Blase gibt es ein Mikroökosystem mit mutualistischen Bakterien, die von den C-Verbindungen zehren und ihrerseits durch ihre Stoffwechselprodukte bei der Anlockung der Beutetiere und bei ihrer Verdauung mitwirken (Albert et al., 2010). Albert et al. (2010) weisen noch auf einen weiteren

neuen Befund hin. Die Fangblasen der verschiedenen Utricularien ähneln in ihrer Form und ihrer Oberflächenstruktur jeweils gerade solchen Kleinkrebsen (Bosminiden und Cyclopiden), die in ihrer Umgebung leben. Das ist schon Darwin (1875) aufgefallen. Alkhalaf et al. (2009) haben nun entdeckt, dass in den Blasen besonders häufig solche Cladoceren (Wasserflöhe) gefangen sind, die ihnen ähnlich sind. Anscheinend werden diese speziell ange-lockt.

**Literaturhinweise**

- Albert, V. A., Jobson, R. W., Michael, T. P., Taylor, D. J.: The carnivorous bladderwort (*Utricularia*, Lentibulariaceae): a system inflates. J. Exp. Bot. 61, 5–9 (2010).
- Alkhalaf, I. A., Hübener, T., Porembski, S.: Prey spectra of aquatic *Utricularia* species (Lentibulariaceae) in northeastern Germany: the role of planktonic algae. Flora 204, 700–708 (2009).
- Darwin, C.: Insectivorous plants. John Murray, London 1875.

Eberhard Schnepf, Heidelberg

# Leuchtbakterien

Siegfried Hoc

**Leuchtbakterien sind zum allergrößten Teil Meeresbewohner. Sie vermögen chemische Energie in Licht umzuwandeln und erzeugen ein kräftiges grünlich-bläuliches Licht. Sie lassen sich leicht kultivieren und können so auch im Binnenland ohne großen Laboraufwand als attraktive Organismen für mikroskopische Untersuchungen verfügbar gemacht werden. Da diese Mikroorganismen weder Krankheits- noch Fäulniserreger sind, kann auch der Laie gefahrlos mit ihnen umgehen.**

**E**s gibt sowohl frei lebende Leuchtbakterien als auch solche, die symbiontisch in den Leuchtorganen von Tintenfischen und Knochenfischen leben. In ihrer Mehrzahl handelt es sich um halophile (salzliebende) Bakterien. Bisher ist nur eine Süßwasserform bekannt (*Vibrio albens*). Auch eine humanpathogene Art wurde beschrieben. Es handelt sich um einen Stamm von *Vibrio vulnificus*. Die bisher bekannten Leuchtbakterien werden in den Gattungen *Photobacterium* und *Vibrio* (kommaförmige Mikroorganismen) zusammengefasst. Sie sind alle um die 2 µm groß.

## Leben unter Druck

Die Wassertiefe – und damit der hydrostatische Druck – beeinflusst die Lumineszenz der Leuchtbakterien. Kulturen von *Photobacterium fischeri* (Abb. 1 und 2), *P. harveyi* und *P. phosphoricum* werden bei Drücken von über 500 atm in wenigen Tagen abgetötet. Drücke darunter bewirken bei Temperaturen, die einige Grade über dem Temperaturoptimum von 21 °C liegen, eine Förderung der Lumineszenz, Temperaturen darunter beeinträchtigen sie. Steigende Drücke bis zu 330 atm verhindern bei 34 °C die thermische Zerstörung des Leuchtorgans von *P. fischeri*. Diese Tatsache hat in der Natur jedoch nur Bedeutung im Bereich von Thermalquellen (schwarze Raucher) in der Tiefsee, da sonst die Wassertemperatur durchwegs erheblich niedriger ist.

Auch der Salzgehalt des Meerwassers hat einen Einfluss auf die Lumineszenz der Leuchtbakterien. Eine Verdünnung des Meerwassers um gut 50 % führt zum Ausfall des Leuchtens. Bei

noch höherer Verdünnung kommt es dann zum irreversiblen Verlust der Lumineszenz und schließlich zur Lyse der Bakterienzellen. Offenbar benötigt die Bildung des für die Lumineszenz verantwortlichen Enzyms Luciferase mehr als 10 Promille NaCl. Bei 30 Promille ist die Biosynthese dann voll im Gang.

## Symbiontische Leuchtbakterien

Eine für Wirt und Bakterium nützlich Symbiose, ein so genannter Mutualismus, besteht beispielsweise zwischen Fischen und Leuchtbakterien. Die Leuchtorgane dieser Tiere sind oft Lichtfallen für den Nahrungserwerb. *Anomalops katoptron* besitzt sehr helle, bohnenförmige Leuchtorgane unter den Augen. Diese leuchten sogar noch einige Zeit nach dem Tod der Fische, so dass diese von den Fischern einiger Südseeinseln als Köder verwendet werden. Andere Fische tragen Leuchtorgane in der Aftergegend; sie dürften der Fortpflanzung dienen (zum Beispiel *Malacocephalus laevis*). Bei anderen Fischen dienen sie der Schwarmbildung und der Abschreckung von Fressfeinden.

Die symbiontischen Leuchtbakterien der Fische gehören durchwegs der Gattung *Photobacterium* an; diese Arten kommen aber auch frei im Meerwasser vor. Junge Fische infizieren sich damit und die angelegten Leuchtorgane liefern Nahrung für die Bakterien. Sie regulieren auch die Sauerstoffzufuhr und steuern damit die Biolumineszenz. Bei Analysen fand man riesige Mengen an Leuchtbakterien in den Leuchtorganen. Rund 10 % bis 25 % dieser Organe bestehen aus lebenden Bakterien.

Leuchtorgane mit Leuchtbakterien besitzen auch einige Tintenfische (Cephalopoda). Sie sitzen oft im Mantel der Tiere und sind zur Verstärkung der Lichtintensität vielfach mit einer Linse ausgestattet. Auch bei bestimmten Manteltieren (Tunicata) wie beispielsweise den Seescheiden (Ascidiaceae) besteht eine Endosymbiose mit Leuchtbakterien. Bei der Feuerwalze (*Pyrosoma*) leben die Bakterien intrazellulär in Bacteriocyten, die bei der Fortpflanzung weitergegeben werden. Das Leuchten beruht aber nicht bei allen dazu befähigten Tieren auf einer Bakteriensymbiose. Bei Einzellern (Protozoa), Krebsen, Schnecken, Muscheln und manchen Tiefseefischen kann es auch von den Tieren selbst erzeugt werden.

### Biochemie der Biolumineszenz

Leuchtbakterien und die zum Leuchten befähigten Tiere erzeugen das Licht durch vergleichbare Reaktionen. Es handelt sich dabei in gewisser Weise um eine Umkehr der Photosynthese. Der Leuchtvorgang ist an das Vorhandensein von Sauerstoff gebunden. Es handelt sich also um einen aeroben Oxidationsprozess, der anstatt zur Produktion von Adenosintri-phosphat (ATP) zur Emission von Licht führt. Bei der bakteriellen Lumineszenz ist die leuchtende Substanz offenbar ein langkettiges Aldehyd (Tetradecanal), das als Luciferin bezeichnet wird. Katalysiert wird der Leuchtvorgang durch das Enzym Luciferase. Außerdem sind

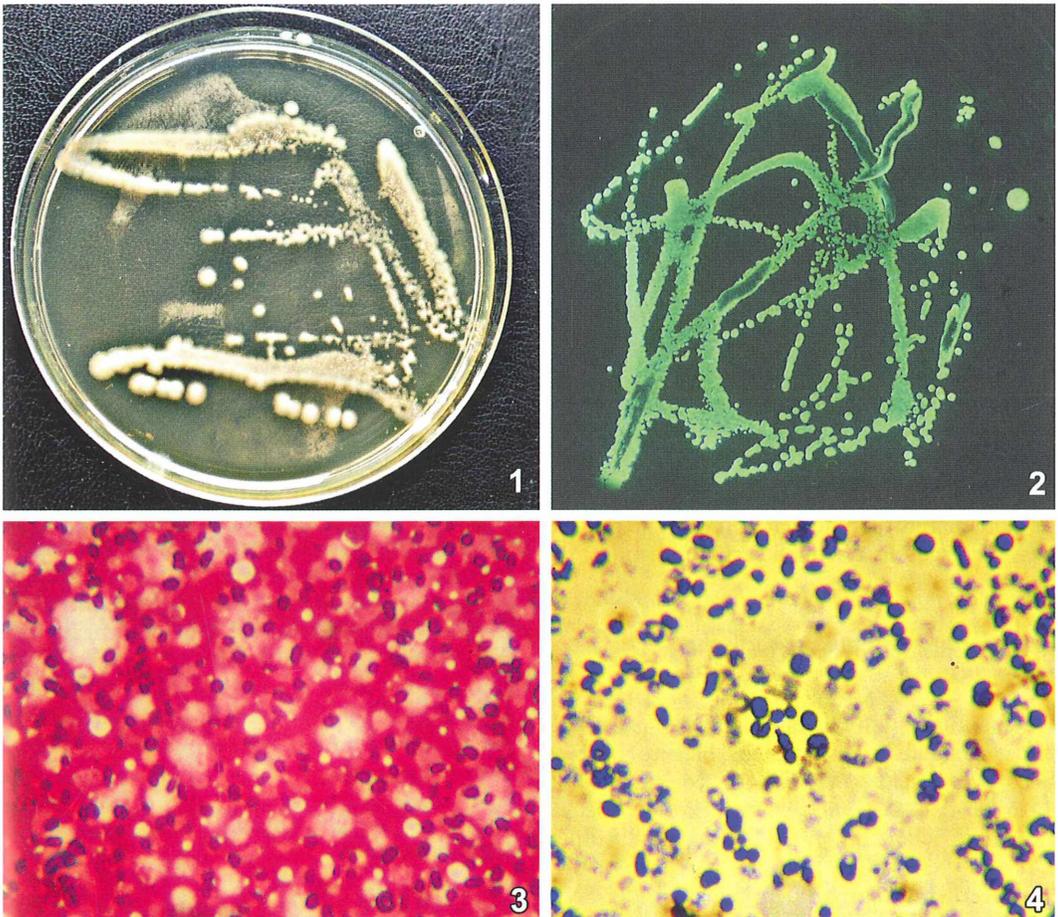


Abb. 1: *Photobacterium*-Kultur bei Tageslicht. – Abb. 2: *Photobacterium*-Kultur im Dunklen. – Abb. 3: *P. fischeri*, gefärbt mit Karbol-Fuchsin nach Ziehl. Vergr. 1200fach. – Abb. 4: *P. fischeri*, gefärbt mit alkalischem Methylenblau. Vergr. 1200fach.

ein Flavinmononukleotid (FMN) und Calcium-Ionen beteiligt. Es entstehen Dioxetane beziehungsweise Dioxetanone, die unter Abgabe von Kohlenstoffdioxid zerfallen und die gespeicherte Energie in Form von Licht freisetzen. Sowohl die Luciferine als auch die Luciferasen sind art- oder gruppenspezifisch, also für jede Organismengruppe kennzeichnend.

### **Technische Anwendungen der Biolumineszenz**

Heute wird die Biolumineszenz als Markierungsmethode in der Molekularbiologie eingesetzt. Sie hat zusammen mit der Fluoreszenzmarkierung die Methode der radioaktiven Markierung weitgehend ersetzt. Speziell Leucht-bakterien werden zur Qualitätssicherung von Trinkwasser und in Testverfahren für die Leistungsfähigkeit von Kläranlagen eingesetzt, denn an der messbaren Lichtintensität lässt sich die Güte des Wassers beurteilen. Schadstoffe und Gifte im Wasser reduzieren in den Kulturen die Lichtintensität oder lassen das Leuchten ganz erlöschen. So kann über die Leuchtkraft der Bakterien die Reinigungs- und Entgiftungsleistung von Kläranlagen ermittelt werden.

Immer häufiger werden biologische Tests mit Leucht-bakterien auch zum Nachweis und zur Bestimmung von Feinstäuben und Emissionen aus Laserdruckern und Kopiergeräten eingesetzt. Denn auch diese Schadstoffe beeinträchtigen die von den Leucht-bakterien abgestrahlte Lichtintensität, die mit Biolumineszenz-Photometern gemessen werden kann. Infolge der hohen Gift-empfindlichkeit der Leucht-bakterien genügt schon eine Einwirkungszeit von etwa 30 min, so dass die Ergebnisse schnell verfügbar sind.

### **Kultivierung und mikroskopische Untersuchung**

Um im Binnenland Leucht-bakterien zu erhalten, legt man einen grünen Hering in eine Schale und gießt so viel 3%ige Kochsalzlösung darüber, dass sie ihn etwa zur Hälfte bedeckt. Dann die Schale an einen dunklen und kühlen Ort (6–8 °C) stellen (Keller). Nach etwa drei Tagen erkennt man an den nicht von der Salzlösung bedeckten Teilen des Fisches ein schwaches, bläulich-grünes Leuchten. Natürlich ist nicht jeder Ansatz erfolgreich. Mit einer in der Bakteriologie gebräuchlichen Impföse macht

man von der lumineszierenden Oberfläche des Fisches einen Abstrich und beimpft damit eine Agarplatte in einer Petrischale. Sie besteht aus 2% Agar-Agar, 5% Kochsalz, 1% Pepton und 0,5% Glycerin, gelöst in einer ungesalzenen Fischbouillon. Nach dem Sterilisieren im Dampftopf (30 min) gießt man den Nährboden in sterile Petrischalen, lässt ihn erkalten und damit erstarren. Nun kann man die Bakterien mit einer Impföse auftragen. Nach Bebrüten im Kühlschrank (bei 4–8 °C) für etwa vier Tage zeigen sich die im Dunklen eindrucksvoll leuchtenden Kulturen.

Einfacher und sicherer erhält man Leucht-bakterien durch den Erwerb des Komplettssets „Kleines Leuchtlabor“ [[www.leuchtlabor.de](http://www.leuchtlabor.de), E-Mail: [leuchtlabor@web.de](mailto:leuchtlabor@web.de) (Lehrstuhl für Mikrobiologie, Arbeitsgruppe Wirth, Universitätsstraße 31, 93053 Regensburg)].

Zur mikroskopischen Untersuchung fertigt man, wie in der Bakteriologie üblich, Ausstrichpräparate an. Dazu suspendiert man Bakterienkulturen von der Agarplatte in destilliertem Wasser, fügt einige Tropfen Eiweißglyzerin zu (Hühnereiweiß plus Glycerin 1:1 vermischen) und streicht diese Suspension mit einem Glasstab auf einem Objektträger aus. Nach dem Trocknen fixiert man 3 min mit Methanol (Methylalkohol), gießt diesen ab, lässt das Präparat trocknen und kann es nun anfärben. Nach meiner Erfahrung eignen sich dazu alkalisches Methylenblau nach Loeffler [30 ml gesättigte alkoholische Methylenblau-Lösung plus 100 ml 0,001%ige Kalilauge (KOH)] (Abb. 4) oder Karbol-Fuchsin nach Ziehl (1 g basisches Fuchsin in 15 ml Äthanol auflösen und 100 ml 5%iges Karbolwasser zugeben) (Abb. 3). Die Färbedauer beträgt jeweils 4 min. Danach mit destilliertem Wasser abspülen, trocknen lassen und mit der Ölimmersion ohne Deckglas mikroskopieren. Um Dauerpräparate mit einem Deckglas herzustellen, bringt man einen Tropfen eines Einschlussmittels aus Kunstharz oder von neutralem Kanadabalsam auf den gefärbten und trockenen Ausstrich und legt das Deckglas auf.

### **Literaturhinweise**

- Dietrich, H. H.: Bakterien, Hefen, Schimmelpilze. 5. Auflage. Kosmos Verlag, Franckh'sche Verlags-handlung, Stuttgart 1975.
- Jannasch, H. W.: Leben in der Tiefsee – Neue Forschungsergebnisse. Naturwiss. Rdsch. 40, 379–388 (1987).

Kendall, J. M., Badminton, M. N.: *Aequorea victoria* bioluminescence moves into an exciting new era. Trends Biotechnol. 16, 218–224 (1998).

Meyer-Rochow, V.-B.: Womit und warum Tiere leuchten. Selecta 10, 972–974 (1976).

Meyer-Rochow, V.-B.: Leuchtender Meereswurm: Schauspiel in der Banda-See. Selecta 24, 2418 (1976).

McCapra, F., Hart, R.: The origins of marine bioluminescence. Nature 286, 660–661 (1980).

Rowe, G. (Hrsg.): Deep-sea biology. Verlag John Wiley, New York 1983.

Rheinheimer, G.: Mikrobiologie der Gewässer. 5. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Schömmer, F.: Kryptogamen-Praktikum. Kosmos Verlag, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1949.

Die Kulturen und Ausstriche fotografierte Josef Häckl, Brucker-Straße 16A, 82275 Emmering.

Verfasser: Dipl. Biol. Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e. V., Donaustraße 1a, 82140 Ölching

## Nachricht

### Mikrofotografie – Retrospektive Manfred P. Kage

Im Rahmen des 4. Europäischen Monats der Fotografie widmet die Alfred Erhardt Stiftung ihre kommende Ausstellung dem Werk von Manfred Kage, welcher weltweit zu den herausragenden Vertretern der Mikrofotografie gehört. Er ist ein faszinierender Grenzgänger zwischen Naturwissenschaft und Kunst, Fotografie und Film, Erfindungsreichtum und Innovationsbegeisterung. Die Retrospektive umfasst Werke aus einer Schaffensperiode von mehr als 50 Jahren. Sie findet zeitgleich mit der im Museum für Fotografie gemeinsam mit der Sammlung Fotografie der Kunstbibliothek der Staatlichen Museen zu Berlin und der Alfred Erhardt Stiftung zusammengestellten Ausstellung *Mikrofotografie – Schönheit jenseits des Sichtbaren* statt.

Manfred Kage wurde 1935 in Delitzsch bei Leipzig geboren. Nach seiner Ausbildung zum Chemotechniker stieß er bei chemischen und optischen Arbeiten auf den ästhetischen Reiz kristalliner Strukturen. Bereits 1958 wurden seine fotografischen Arbeiten im Kunstkontext als *Fotografie informel* ausgestellt. Sein Werk steht in engem Zusammenhang mit der künstlerischen Avantgarde jener Jahre in Deutschland, der Gruppe ZERO und der *subjektiven Fotografie*.

1959 gründete Kage das in Schloss Weißenstein untergebrachte *Institut für wissenschaftliche Fotografie und Kinematografie*, seine bis unters Dach mit Apparaten, Mikroskopen, Fossilien und Präparaten hochgerüstete Wirkungsstätte, die bis heute gemeinsam mit seiner Frau Christina und Tochter Ninja-Nadine als schwäbisches Familienunternehmen geführt wird.

Mit kaum vorstellbarer Energie wird dort erfunden, was es noch nicht gibt, genutzt, was für andere

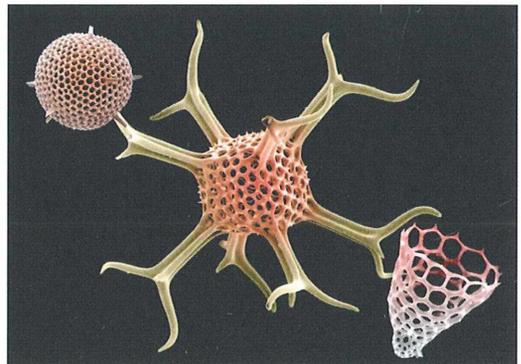


Abb. 1: Radiolarien-Komposition (Foto: Manfred und Christina Kage, Schloss Weißenstein).

Zwecke entworfen wurde, und fotografiert, was nur für wenige Menschen vorher sichtbar war (Abb. 1). Es wurde verwirklicht ein Polychromator für unbunte Strukturen, das REM-Color System, der Einsatz des legendären U-matic Videosystems in der mikroskopischen Dimension. Dieses und mehr rief reiches Interesse von Künstlern, Technikern sowie Produzenten hervor. 1975 entstand zusammen mit Salvador Dalí der surrealistische Film *Reise in die hohe Mongolei*, in dem Kage die Kratzer und Ätzstrukturen eines Kugelschreibers so aufnahm, dass sie wie simulierte Flugaufnahmen über unwirkliche Landschaften wirkten.

Die Ausstellung ist für jeden ein *Muss*, der sich für die Fotografie im Mikrobereich begeistern kann oder selbst in diesem Sujet tätig ist.

Redaktion MIKROKOSMOS

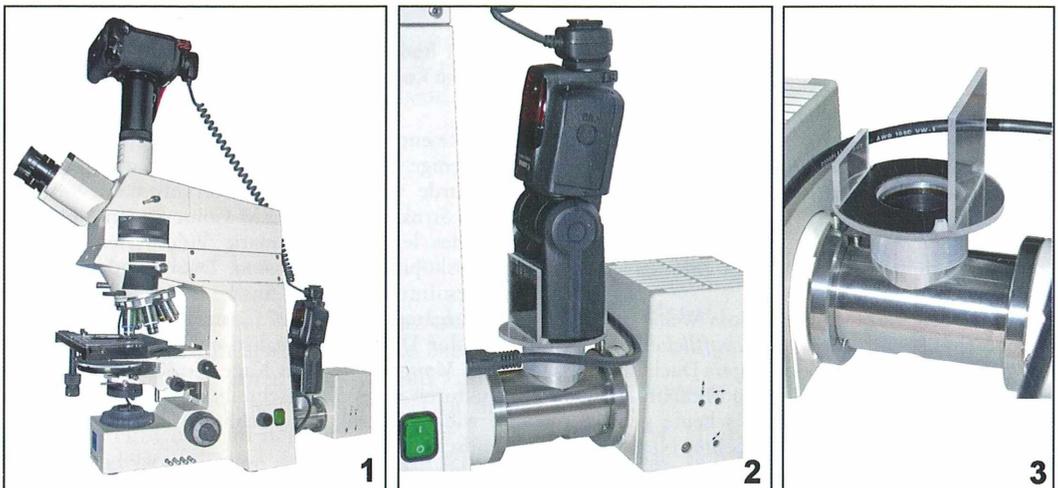
# Mikrofotografie mit einer digitalen Spiegelreflexkamera Mikroblitzeinrichtung am AXIOPLAN

Ralf Schmidt

**Etlche Beiträge zum Bau einer Mikroblitzeinrichtung sind im MIKROKOSMOS bereits erschienen (Frahm, 1993; Kreutz und Miller, 2008; Stahlschmidt, 1991 a+b; Steinkohl, 1992; Voß und Saake, 1997). Je nach Mikroskop muss die Modifikation unterschiedlich sein. Hier wird der Zeiss'sche Doppelkollektor nach F. K. Möllring betrachtet, weil er die sauberste optische Lösung darstellt.**

**D**ie optischen Komponenten meines Blitzsystems am Mikroskop, wie die Kollektorklinsen und die Abmessungen des Kollektorsystems, stammen von Zeiss. Da es den Doppelkollektor von Zeiss nicht mehr zu kaufen gibt, habe ich ihn von einem Feinmechaniker anfertigen lassen. In den MIKROKOSMOS-Beiträgen wird immer wieder betont, dass beim Doppelkollektor die Auslagerung der Blitzröhre zwingend nötig ist. Das Blitzgerät ist dann für die Allgemeinfotografie nicht mehr zu verwenden. Ich selbst habe jahrelang die Blitzröhre (Blitzgeräte von Metz) ausgelagert. Zu den heutigen Digitalkameras gibt es auch eine neue Generation von Blitzgeräten. Zu meiner Digitalkamera von Canon habe ich mir ein

neues Blitzgerät der Firma Canon, Speedlite 580 EX II, zugelegt. Die Blitzröhre habe ich diesmal nicht mehr ausgelagert, sondern habe eine Strahlenteilerplatte im Brennfleck des doppelten asphärischen Linsensystems angeordnet. Die Konstruktionszeichnungen hierfür können bei mir angefordert werden. Die Verflechtung der Köhler'schen Beleuchtung mit dem Blitzstrahlenbündel ist ideal. Die Strahlenteilerplatte wird von einer gabelartigen Halterung aus Acrylglas gehalten und von unten durch eine Schraube fixiert und justiert. Störungen der Strahlenführung der Halogenbeleuchtung irgendwelcher Art treten nicht auf. Die Strahlenteilerplatte muss mit besonderer Sorgfalt justiert werden.



**Abb. 1:** AXIOPLAN mit Doppelkollektor und aufgesetztem Blitzgerät. – **Abb. 2:** Doppelkollektor mit aufgesetztem Blitzgerät. – **Abb. 3:** Am Doppelkollektor angebrachte Blitzhalterplatten.

Die Ansprüche an die Feinmechanik und der Bastleraufwand sind hoch. Doch das Ergebnis rechtfertigt diesen Aufwand. Die Abbildungen 1–3 geben verschiedene Ansichten des AXIO-PLANs mit Doppelkollektor und aufgesetztem Blitzgerät wieder.

### **Kleinkrebse im Blitzlichtgewitter**

Die Abbildungen 4–7 zeigen beispielhaft einige Mikrofotos von Kleinkrebsen, die mit der beschriebenen Mikroblitzanlage angefertigt wurden. Die Ergebnisse der Mikroaufnahmen sind

einwandfrei. Mit dieser Mikroblitzeinrichtung können erstklassige Mikroaufnahmen erstellt werden, so wie es mit der ausgelagerten Blitzröhre auch früher möglich war. Auch das Übersichtsobjektiv kann zur Aufnahme von Mikroaufnahmen genutzt werden. Zusätzlich ist das Blitzgerät für die Allgemeinfotografie einsetzbar. Alle Fotos sind RAW-Dateien. Es wurde eine Bildbearbeitung vorgenommen. So erfolgte zum Beispiel eine minimale Weißkorrektur mit der Pipette in Lightroom, Maßbalken wurden in Photoshop eingefügt und bei einigen Fotos wurden Helligkeit und Kontrast angepasst. Weitere Hinweise zur Blitztechnik befinden



Abb. 4–7: Kleinkrebse, Differentieller Interferenzkontrast. – Abb. 4: Ruderfußkrebs, ISO 100, 1/800 s, Objektiv 10 $\times$ , Maßstrich 500  $\mu$ m. – Abb. 5: Raubwasserfloh, ISO 100, 1/800 s, Objektiv 2,5 $\times$ , Maßstrich 500  $\mu$ m. – Abb. 6: See-Rüsselwasserkrebs, ISO 100, 1/250 s, Objektiv 10 $\times$ , Maßstrich 300  $\mu$ m. – Abb. 7: Blattfußkrebs, ISO 100, 1/250 s, Objektiv 20 $\times$ , Maßstrich 250  $\mu$ m.

sich auf der (anzufordernden) Zeichnung. Es empfiehlt sich, Testaufnahmen zu machen. Dank der Digitaltechnik ist eine schnelle Kontrolle möglich.

### **Konstruktionszeichnung**

Alle erforderlichen Angaben mit Abmessungen und Hinweisen befinden sich auf der oben erwähnten DIN A3-Zeichnung für ein Zeiss-Mikroskop AXIOPLAN. Für Mikroskope anderer Hersteller sollte man sich mit der Firma in Verbindung setzen und um Unterstützung bitten im Hinblick auf die Wahl der Kollektorenlinsen mit den zugehörigen Brennweiten. Optische Komponenten können von der Firma LINOS Photonics GmbH & Co. KG, Königsallee 23, 37081 Göttingen, Tel. 05 51/6 93 50 bezogen werden.

### **Literaturhinweise**

- Frahm, J. P.: Eine Mikroblitzeinrichtung unter Verwendung des Olympus-Blitzgenerators. *Mikrokosmos* 82, 113–115 (1993).
- Kreutz, M., Miller, M.: TTL-gesteuerte Mikroblitzfotografie mit der digitalen Spiegelreflexkamera Olympus E-400. *Mikrokosmos* 97, 158–163 (2008).
- Stahlschmidt, J.: TTL-Blitztechnik mit Lichtleitern. *Mikrokosmos* 80, 88–90 (1991).
- Stahlschmidt, J.: Bau eines universellen Mikroblitzes. *Mikrokosmos* 80, 212–217 (1991).
- Steinkohl, H. J.: TTL-Mikroblitz für Mikroskopie mit angesetzter Beleuchtung. *Mikrokosmos* 81, 213–216 (1992).
- Voß, H. J., Saake, E.: Mikroblitzfotografie mit einfachen Mikroskopen – ein Bauvorschlag. *Mikrokosmos* 86, 279–283 (1997).

*Verfasser:* Ralf Schmidt, Klopstockstraße 4, 40822 Mettmann, E-Mail: [schralf@t-online.de](mailto:schralf@t-online.de)

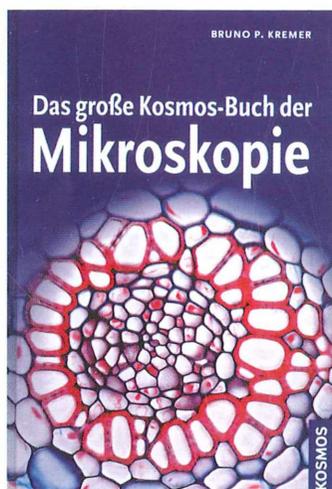
## **Buchbesprechung**

**Kremer, B. P.:**

**Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie.**

Franckh-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart 2010, 320 Seiten, 453 Farbfotos, 17 s/w-Fotos, 115 Farbzeichnungen, € 39,90, ISBN 978-3-440-12533-5.

Wer schon sehnsüchtig auf einen Nachdruck des Standardwerkes zur Mikroskopie von Brune P. Kremer gewartet hat, kann nun aufatmen. *Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie* – 2002 erstmals erschienen – war vergriffen und ist nun wieder erhältlich. Außer ein paar optischen Auflockerungen im Inhaltsverzeichnis



und einem neuen Geleitwort vom Herausgeber des MIKROKOSMOS, Prof. Dr. K. Hausmann, ist

der Inhalt im Vergleich zum 2002er-Druck nahezu unverändert. Das Buch kann weiterhin als willkommene Hilfe beim Mikroskopieren uneingeschränkt empfohlen werden. Der ausführlichen, lobenden Besprechung von Klaus Henkel, München, im Januarheft 2003 des MIKROKOSMOS (92. Jahrgang, S. 56), lässt sich eigentlich nichts hinzufügen. Der (Hobby-)Mikroskopiker wird in diesem Handbuch Anregungen und Anleitungen zu vielen Facetten der Lichtmikroskopie finden, seien es Techniken, Färbemethoden, Untersuchungsobjekte, Kulturverfahren und vieles mehr. Die zahlreichen, meist farbigen Abbildungen ergänzen die Beschreibungen in anschaulicher Weise.

Renate Radek, Berlin

510543  
Bibliothek des OÖ.  
Landesmuseums  
Postfach 91

Museumstraße 14  
4010 Linz

300229

