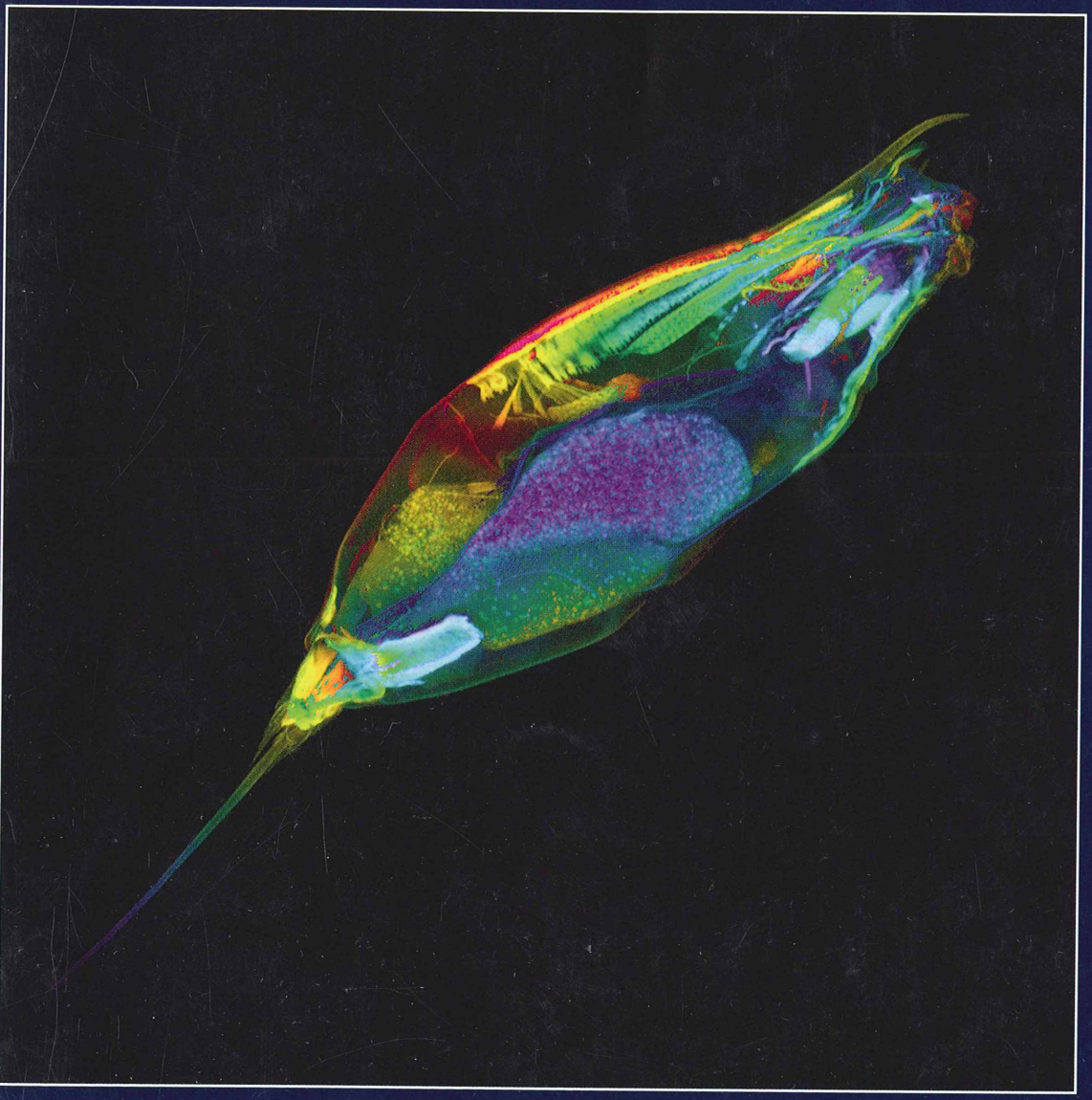
II-90372/100,2

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

100. Jahrgang

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos ◆ ISSN 0026-3680 ◆ Heft 2, März 2011



MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Arbeitskreis Rhein-Main-Neckar, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Mikroskopie-Gruppe Bodensee, Mikroskopischer Freundeskreis Göppingen im Naturkundeverein Göppingen e.V., 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

65 Der Buchenspargel – Eine Pflanzenart im Verborgenen
Hans Brogmus und Erich Lüthje

70 Analyse der Körpermuskulatur der Rädertiere mithilfe der Konfokalen Laser Scanning Mikroskopie
Eike F. Wilts

79 Gesteinsdünnschliffe für Anfänger
Holger Schimmel

86 Biomechanik von Flugsamen
Teil 6: Diasporen der Tamariske mit rasch reagierenden hygroskopischen Pappushaaren: Funktionsmorphologie – Ausbreitung – Bionik
Werner Nachtigall

92 Mikroskopische Untersuchung von Nektarhefen und anderen Hefepilzen
Siegfried Hoc

95 *Selaginella* – Moosfarn mit anatomischen und cytologischen Besonderheiten
Teil 2: Blatt und Ligula
Eberhard Schnepf

100 *Ancylistes closterii*, ein die Jochalgengattung *Closterium* parasitierender Pilz
Bernd Laber

105 Gregarinen in Schaben
Melanie Könecke und Renate Radek

112 Hochauflösende Lichtmikroskopie – Gestochen scharfe Bilder aus dem Nanokosmos
Annett Burzlaff

116 Dunkelfeld-Beleuchtung für Stereomikroskope
Gerd Günther

121 Mikroskopie und Kunst
Rudolf Drews

Rubriken

78, 91, 99, 119
Buchbesprechungen

103
Mikro-Cartoon

104, 123
Kurze Mitteilung

111
Micro-Toon

115
Aus der Industrie

115
Mikro-Markt

120, 125, 126, 127
Nachrichten

124
Mikro-Dialoge

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

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

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

Umschlagabbildung: Tiefenkodierte CLSM-Aufnahme der Muskulatur des Rädertieres *Trichocerca cylindrica*.
Siehe Artikel E. F. Wilts, S. 70–78.

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

Der Buchenspargel – Eine Pflanzenart im Verborgenen

Hans Brogmus und Erich Lüthje

Es ist schon eine Freude an sich, auf eine relativ seltene Pflanzenart zu stoßen. Als aufschlussreich erwiesen sich im vorliegenden Fall nicht nur Untersuchungen an Frischmaterial, sondern auch an abgestorbenen Teilen der Pflanze. Das soll hier in einer Gemeinschaftsarbeit am Buchenspargel mit Zeichenstift, Pinsel und Mikrofotos belegt werden.

Im Sommer 2007 fiel mir auf einem Anwesen in Oberdigisheim (westliche Schwäbische Alb) zum ersten Mal eine spargelähnliche Pflanze auf. Chlorophyllfrei – das musste etwas Besonderes sein! Erster flüchtiger Eindruck: Vielleicht eine Orchidee, etwa eine Nestwurz?

Untersuchungen am lebenden Objekt (Hans Brogmus)

Ein Blick in den „Aichele" *Was blüht denn da?* (Aichele und Golte-Bechtle, 1997) zeigte jedoch schnell, dass es sich um einen Fichtenspargel (*Monotropa hypopitys*) handeln müsse. In den nachfolgenden drei Jahren standen jeweils mehrere Exemplare an derselben Stelle unter einer Fichte. Im Juli 2010 lockte mich die farblose Pflanze zunächst zu einer graphischen Verewigung. Da die Art nicht gerade häufig ist, wurde sie nicht abgepflückt, sondern am Wuchsort im Liegen vorgezeichnet, dann mit schwarzer Tinte ausgearbeitet (Abb. 1). Wenig später regten mich benachbarte Walderdbeeren mit roten Früchten dann zu einer Aquarellkomposition an (Abb. 2). Zu diesem Duo gesellte sich unter anderem ein Rotbuchenkeimling.

Jetzt drängten mich die Blüten zu einer genaueren Betrachtung. Aus Artenschutzgründen trennte ich vorsichtig nur eine einzige Blüte mit der Klinge ab und untersuchte sie. Die Ergebnisse zeigen einmal die Detailabbildungen 1a–j. Dann wurde mir mit Hilfe des Schmeil-Fitschen (1996) bewusst: Das ist eindeutig der Buchenspargel (*Monotropa hypophegea*), denn der Griffel war kahl und der Fruchtknoten so lang wie breit. Weitere Feststellungen: Die Blüten duften (Insektenbestäubung!) und sind oben vier-, unten fünfzählig (im Hängezustand); diese Art ist noch seltener als der Fichtenspargel. Die Pflanzen wurden weiter beobachtet. Bis Ende August hatten sich die bogig ge-

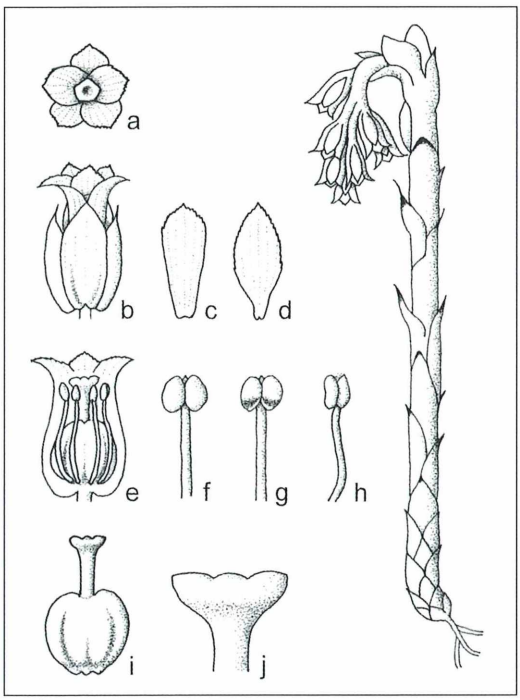


Abb. 1: Habitus am 21.7.10, Pflanze 9,5 cm ohne Wurzeln, blühend. **a** Unterste Einzelblüte, Aufsicht, 7,5 mm breit. **b** Seitenansicht, 11 mm. **c** Blütenblatt, 10 mm lang. **d** Kelchblatt, 9 mm lang. **e** Blüte, geöffnet. **f–h** Staubgefäße, 7,5 mm lang, dorsal und ventral mit zimtbrauner Zone, von der Seite. **i** Stempel. **j** Narbe.

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

Abb. 2: Pflanze am Standort in Blüte. – **Abb. 3:** Pflanze am 17.9.10, 12 cm, Blütenstand gestreckt.

krümmten Blütenstände nach oben gestreckt. Die wachsgelbliche Färbung wich allmählich einer Brauntönung (Abb. 3). Am 17.9.2010 war eine Fruchtkapsel aufgesprungen.

Stängelquerschnitte

Schon vorher interessierte mich die Frage, wie die Pflanze, die selbst keine Assimilate bildet, diese aus dem Wurzelbereich nach oben leitet. Denn nur von dort konnten sie kommen. Ein Exemplar wurde der Wissenschaft geopfert. Ich stellte es ins Wasser und gab später die Samen an den Standort zurück. Stängelquerschnitte wurden angefertigt (Abb. 4). In Abbildung 4a fällt eine ringförmige, dunkel gefärbte Zone auf, die nach außen und innen in ein Parenchym übergeht. An drei Stellen sind Ausbuchtungen zu erkennen; hier entstehen Blattspurstränge. Bei höherer Vergrößerung wird deutlich, dass es sich bei dieser Zone um sklerenchymatische Zellgruppierungen handelt, die dem Buchenspargel seine Standfestigkeit verleihen. In diesem dunklen Ring sind helle ovale bis rundliche Bereiche eingebettet, die in ihrer Mitte dunkel gefärbte Zellen unterschiedlicher Konfiguration aufweisen (Abb. 4b). Hier müssen die leitenden Zellstränge liegen, wie ein Färbeversuch bestätigte. Die gleichförmigen Epidermiszellen (Abb. 4d) weisen nach außen eine dickere Wand auf.

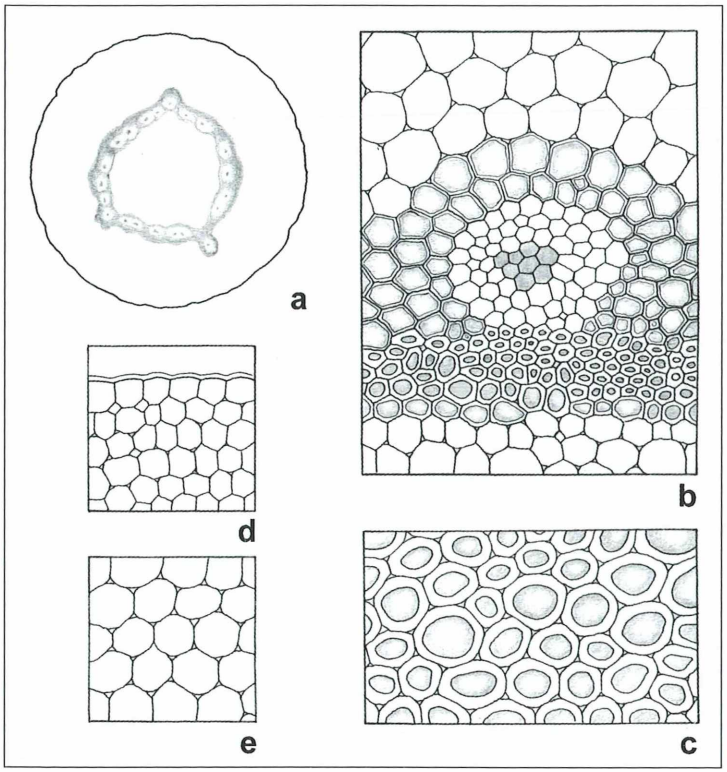


Abb. 4: Stängel.
a Querschnitt, 4,5 mm, vom 7.9.10, Vergr. 8fach.
b Ausschnitt aus dem Sklerenchymzylinder, Vergr. 88fach.
c Sklerenchymzellen vergrößert, Vergr. 160fach.
d Epidermis mit Rindenparenchym, Vergr. 65fach.
e Markparenchym, Vergr. 65fach.

© Elsevier GmbH

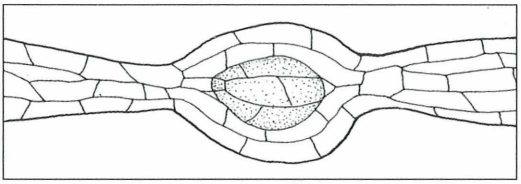


Abb. 5: Same, 0,6 mm lang, in der Mitte oval gelblich, umhüllt von hyalinem Gewebe, nur Oberflächenzellen.

Beim Anfertigen der Schnitte tauchte auch die Frage nach den Orten des Gasaustausches auf. An den Blättern, die so ähnlich wie Spargelblätter aussehen, und in der Stängelepidermis waren keine Stomata zu finden. Schließlich erregten die Samen mein Interesse: Winzig und leicht wie Staub (Abb. 5) rieseln sie aus der vierklappigen Kapsel heraus. Das sieht nach Windverbreitung aus.

Fragen zur Lebensweise

Die mikroskopischen Arbeiten konnten jedoch folgende Fragen nicht beantworten:

1. Woher bezieht der Buchenspargel seine Nährstoffe?
2. Wie kann aus dem Samenwinzling eine neue Pflanze entstehen?

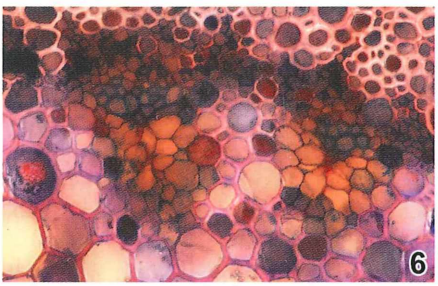
zu 1: Im „Strasburger" (Bresinsky et al., 2008) wird der Buchenspargel als vollmykotroph bezeichnet, im „Urania Pflanzenreich" (1994) als obligat-mykotroph. Mykorrhiza-Pilze leiten die Stoffe aus dem Wurzelbereich eines Pflanzenpartners (beispielsweise Baum) in den Wurzelbereich des Buchenspargels. *Ein Übergang von ^{14}C-markierten Zuckern von den Bäumen über die Pilze in Monotropa und umgekehrt von ^{32}P-markiertem Phosphat von Monotropa auf die Bäume ist experimentell nachgewiesen* (Bresinsky et al., 2008).

zu 2: Die extrem reduzierten Samen sind nur mit Hilfe von Mykorrhiza-Pilzen in der Lage, sich weiter zu entwickeln (Urania, 1994).

Diese Auskünfte werfen eine weitere Frage auf: Wer ist der Mykorrhiza-Partner des Buchenspargels? Schmeil (1996) gibt zum Vorkommen *vorwiegend Laubwälder* an. Der abgebildete Buchenspargel stand jedoch an einem schattigen Ort unter einer Fichte (vor etwa 30 Jahren angepflanzt) auf einem nach Norden exponierten Trockenrasenhang etwa 830 Meter über Normalnull. Als ursprüngliche Baumart war hier die Rotbuche zu Hause. Der flachgründige Trockenrasen befindet sich auf einem lehmigen Humuskarbonatboden, welcher auf Kalksteinen des Weißen Jura ruht.
Pilzpartner könnte der Dickfußröhrling (*Boletus calopus*) sein, der sich etwa zwei Meter entfernt in mehreren Exemplaren zeigte.
Die Frage, wie ein so winziger Samen mit längerer Keimruhe durch den auf der Alb kalten Winter kommt, muss zunächst noch unbeantwortet bleiben.

Untersuchungen an einer abgestorbenen Pflanze (Erich Lüthje)

Im Oktober 2010 nahm ich bei einem Besuch in Oberdigisheim ein verdorrtes Exemplar des Buchenspargels von der Schwäbischen Alb mit nach Kiel. Bei der Vorbereitung von Makro- und Mikroaufnahmen schätzte ich das dürre



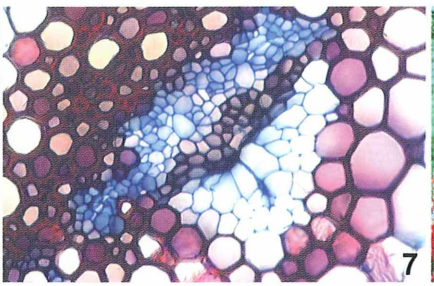
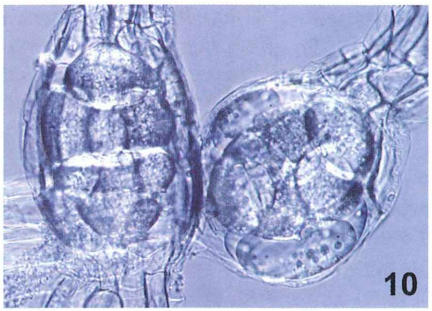
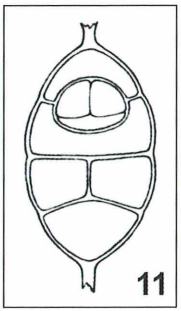


Abb. 6: Sklerenchymring und Leitbündel im Stängel eines abgestorbenen Buchenspargels; Astrablau-Safranin-Färbung. Vergr. 110fach. – **Abb. 7:** Sklerenchymring und Leitbündel, Klorix-Bleichung und Astrablau-Safranin-Färbung. Gegenüber dem (blauen) Protoxylem ist das Metaxylem (rotbraun) relativ schwach ausgebildet. Zwischen Metaxylem und Sklerenchym blaugefärbtes Phloem. Vergr. 110fach. – **Abb. 8:** Sklerenchymring im Stängel zwischen Rinde und Mark(höhle); Phlorogluzin-Salzsäure-Färbung. Vergr. 30fach.

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





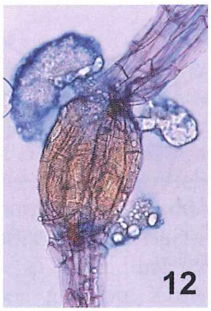


Abb. 9: Samen des Buchenspargels (Lufteinbettung). Vergr. 45fach. – **Abb. 10:** Buchenspargel-Samen nach Klorix-Bleichung: Zelluläre Struktur des Samens (Nährgewebe), hyaline Samenhülle. Vergr. 240fach. – **Abb. 11:** Samen des Fichtenspargels im Längsschnitt mit dreizelligem Embryo und fünf (von neun) ölhaltigen Zellen des Nährgewebes (aus Urania, 1994). – **Abb. 12:** Samen des Buchenspargels; Quetschpräparat mit ausgetretenem Öl; Astrablau-Safranin-Färbung. Vergr. 130fach.

Reiseandenken zunächst eher als Albtraum denn als ein Traummotiv ein. Doch bald war ich in eine interessante Untersuchung vertieft.

Zu Beginn fertigte ich von dem (eingeweichten) Stängel Querschnitte an und entdeckte an der Peripherie eine breite, kompakte, dunkelbraune Zone. Dergleichen war auf den Schnitten des Frischmaterials nicht zu sehen gewesen (vgl. Abb. 4a und 4d). Hatte sich hier in einer späteren Wachstumsphase vielleicht eine Korkschicht unter der Epidermis gebildet? Das blieb vorerst ungeklärt.

Hingegen waren das übrige Rindengewebe, der Sklerenchymring und die Leitbündel deutlich zu erkennen, wobei die Gefäße mir stärker differenziert erschienen als zum Zeitpunkt der Zeichnung (Abb. 6 und 7, vgl. mit Abb. 4b).

Mit Astrablau-Safranin-Lösung war indes nicht so recht Farbe in das abgestorbene Gewebe zu bringen – ich vermisste das klassische Blau-Rot von Phloem und Xylem. Also: Mehr Klarheit mit Klorix! Und siehe da – im Bleichbad löste sich die rätselhafte Knitterzone alias Korkschicht gleichsam aus ihrer Totenstarre und gewann ihre ursprüngliche Gestalt zurück. Nun stimmte sie mit den Abbildungen 4d und 4e völlig überein.

In den schönsten Farben prangten nunmehr die Leitbündel (Abb. 7). Das Metaxylem scheint dem Zeichner seinerzeit in dieser ausdifferenzierten Form noch nicht vorgelegen zu haben. Mit Phlorogluzin-Salzsäure angefärbt, trat ferner der Sklerenchymring in polarisiertem Licht flammend rot hervor, unterbrochen von den eingebetteten Leitbündeln (Abb. 8, vgl. Abb. 4a). Blattspurstränge lagen hier und dort wie Inseln im Rindenparenchym. Insgesamt war ich erstaunt, wie gut sich das morbide Material nach Bleichung und Färbung bearbeiten ließ.

Wie Hans Brogmus vermochte ich an Blättchen und Stängelepidermis keine Spaltöffnungen zu entdecken. Hingegen überraschte mich, dass bei den Quetschpräparaten Öltröpfchen aus dem Blattgewebe austraten.

Eher pro forma überprüfte ich auch noch die abgewelkten Staubblätter. Hier sind nun tatsächlich einige wenige Stomata an den Filamenten vorhanden. Ihrer untypischen Form wegen erscheinen sie mir als funktionslos. Ansprechende Mikrofotos konnte ich davon nicht erzielen.

Die Samen

Nunmehr lud das ungewöhnliche Design der Samen auch mich zur näheren Inspektion ein. Höchst flatterhaft sind sie, nämlich bei jedem Atemhauch auf und davon! Denn nur drei Tausendstel Milligramm bringt ein solcher Luftikus auf die Waage (Urania, 1994). Im Mikroskop glaubte ich vor blauem Hintergrund gelbe Zitronenbonbons in karierter Folie zu sehen (Abb. 9). Als sich an gebleichtem Material die Struktur der Samen besser erkennen ließ, fühlte ich mich zuerst an eine Handgranate erinnert und wurde nicht recht klug aus dem Anblick (Abb. 10). Man schaut indes, wie zu lesen war, auf ein wenigzelliges Nährgewebe, in dem der Embryo verborgen liegt (Abb. 11). Wiederum ließen Quetschpräparate kleine Öltropfen austreten (Abb. 12).

Makrofotos des braungewelkten Fruchtstandes strahlten eitel Tristesse und Vergänglichkeit

© Elsevier GmbH

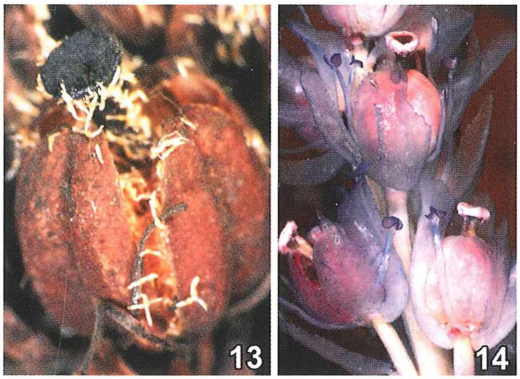


Abb. 13: Geöffneter Fruchtknoten mit ausgetretenen Samen; Zeiss Tessovar. Vergr. 7,5fach. – **Abb. 14:** Fruchtstand des Buchenspargels nach Klorix-Bleichung und Astrablau-Safranin-Färbung. Zeiss Tessovar. Vergr. 2,7fach.

aus, schienen doch die Samen wie weißliches Gewürm aus den aufgesprungenen Fruchtkapseln hervorzukrabbeln (Abb. 13). Aber das Klorix-Bleichbad und die anschließende Astrablau-Safranin-Färbung führten einen zweiten Frühling herauf (Abb. 14): Hellblaue (Kelch- oder Kron-?)Blättchen umhüllten zart die rosa gefärbten Fruchtknoten. Um diese postmortale Idylle fotografieren zu können, musste der Fruchtstand nass bleiben; das wiederum ließ unwillkommene Reflexe befürchten.

Ich griff also zu einem braun lasierten Milchkrug und füllte ihn mit Wasser. Den Buchenspargelstiel kuppelte ich mit der abgeschnittenen Spitze einer Plastikpipette an einen dünnen Draht, welcher sich am Henkel des Gefäßes gut befestigen ließ. Nun konnte der Fruchtstand aufnahmegerecht dicht unter der Wasseroberfläche hingebogen werden. Die Blitzhaltung bestimmte den Hintergrund der Fotos: Bei steilem Lichteinfall reflektierte der Boden einen warmen Braunton, bei seitlicher Lichtführung hüllte er sich in Dunkelheit.

War diese Umfärbung nur eine unterhaltsame Spielerei, scheinen mir einige andere Aspekte der Untersuchung diskussionswürdig. So waren an dem mitgebrachten Fruchtstand noch keineswegs alle Kapseln aufgesprungen. Offenbar soll die Samenfreigabe am Standort über längere Zeit ausgedehnt werden. Der tote Stängel muss so lange standhaft wie ein Zinnsoldat ausharren. Nun hat aber das abgestorbene Rindenparenchym (Abb. 4d und 4e) längst seinen Turgor verloren. Möglich, dass jetzt die kompakt zusammengeschrumpfte Hülle aus den äußeren Rindenschichten wie ein Stützkorsett wirkt. Weiterhin darf der Stängel bei Nässe nicht durchweichen und vorzeitig in Zersetzung übergehen. Da fügt es sich gut, dass sich dieses Korsett bei Querschnitten im Wasserbad nicht auflöste. Enthält diese Zone eine Art Imprägnierung, die erst durch Klorix beseitig wird?

Das Öl, welches sowohl aus gequetschten Blattmumien als auch aus lebenden Samen austrat, passt schlüssig ins Konzept der Anemochorie (Windverbreitung der Samen). Öl enthält im Vergleich zum Reservestoff Stärke wesentlich mehr Energie, hilft also der Samenkonstruktion beim Gewicht- und Raumsparen.

Der Wasserhaushalt

Der Wasserhaushalt der (de facto) stomalosen Pflanze scheint mir angesichts des relativ sparsam ausgebildeten Metaxylems nicht auf große Durchsätze ausgelegt zu sein. Andererseits gibt der Buchenspargel möglicherweise über die kutikuläre Transpiration mehr Wasser ab als üblich, wie die Austrocknung der (äußeren) Epidermis vermuten lässt. Eine Darstellung der Kutikula mit Sudan habe ich aber nicht versucht.

Die komplizierte Wasser- und Nährsalzversorgung über das Außenmyzel eines Mykorrhizapilzes und die Rolle als indirekter Parasit von Baumarten (Urania, 1994, zum ähnlichen Fichtenspargel) machen weitergehende Überlegungen zu diesem Punkt für den Laien sehr schwierig. Dessen ungeachtet, war die Beschäftigung mit dieser seltenen Art auch post mortem reizvoll und erhellend.

Literaturhinweise

Aichele, D., Golte-Bechtle, M.: Was blüht denn da? 56. Auflage. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart 1997.

Schmeil-Fitschen: Flora von Deutschland, 90. Auflage. Quelle & Meyer Verlag, Wiesbaden 1996.

Bresinsky, A., Körner, C., Kadereit, J. W., Neuhaus, G., Sonnewald, U.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik, 36. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2008.

Urania Pflanzenreich, Band 2, Blütenpflanzen. Urania-Verlag, Leipzig 1994.

Verfasser: Hans Brogmus, Salzmannstraße 6, 33739 Bielefeld (Teil 1 und Zeichnungen), und Dr. Erich Lüthje, Kruppallee 13, 24146 Kiel (Teil 2 und Fotos).

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

Analyse der Körpermuskulatur der Rädertiere mithilfe der Konfokalen Laser Scanning Mikroskopie

Eike F. Wilts

Ein Konfokales Laser Scanning Mikroskop (oder Laser Raster Mikroskop) ist ein Lichtmikroskop, mit dessen hoher axialer Auflösung es möglich ist, optische Schnitte mit definiertem Abstand durch ein Präparat zu legen und viele Bilder in verschiedenen Schärfeebenen aufzunehmen, um diese zu einem scharfen, dreidimensionalen Bild zusammenzurechnen. Im Gegensatz zum konventionellen Lichtmikroskop, in welchem das Objekt vollständig ausgeleuchtet wird und das Bild eine Überlagerung aus einer scharfen Abbildung der Punkte der Fokusebene und einer unscharfen Abbildung von Punkten außerhalb dieser Ebene darstellt, entsteht im Konfokalen Laser Scanning Mikroskop (CLSM) zu keinem Zeitpunkt ein vollständiges Bild. Vielmehr wird hier durch Einbringen einer Lochblende nur ein scheibenförmiger Bereich beleuchtet und das Präparat Punkt für Punkt und Zeile für Zeile abgerastert (ähnlich wie bei der Raster-Elektronen-Mikroskopie).

Die Untersuchungsobjekte färbt man, sofern nicht autofluoreszierende Strukturen untersucht werden, mit speziellen fluoreszierenden Farbstoffen an. Anstelle einer Glühlampe dient bei der CLSM ein fokussierter Laser als Lichtquelle, welcher sich aufgrund seines linienförmigen Spektrums besser zur Erzeugung einer Anregungswellenlänge eignet, die für den jeweils eingesetzten Farbstoff benötigt wird. Die Elektronen des eingesetzten Farbstoffes werden durch den Laser auf ein höheres Energieniveau gebracht, fallen jedoch unter Emittierung von Licht nach der Anregung wieder auf ihr normales Energieniveau zurück. Die Besonderheit des Konfokalmikroskops besteht nun darin, dass im Strahlengang des detektierten Lichtes eine weitere Lochblende (Pinhole) angebracht ist, die Licht, welches aus höheren und tieferen Objektebenen als der Fokusebene kommt, blockieren kann. Optische Information, die nicht aus der Fokusebene stammt, wird dadurch zweifach unterdrückt: Erstens wird sie nicht abgerastert (die Beleuchtungsintensität außerhalb des Fokus ist also schwach) und zweitens wird Licht von außerhalb der Fokusebene nicht auf die Lochblende fokussiert. Dies führt zu einer erheblichen Erhöhung der Auflösung entlang der optischen Achse (z-Richtung). In der Biologie nutzt man das CLSM in der Regel bei morphologischen Fragestellungen zur Darstellung von Nervenzellen, Muskulatur, des Cytoskeletts oder kutikulären Strukturen wie beispielsweise dem Panzer von Crustaceen (Krebstieren).

Präparation

Die Vorbereitung und Färbung von Rädertieren geschieht nach einem Standardprotokoll, welches im Einzelfall ein wenig modifiziert wird. Mehrere Individuen einer Art werden aus einer Probe möglichst ohne viel Detritus in ein Blockschälchen mit etwas Probenwasser pipettiert und durch Zugabe einiger Tropfen des Lokalanästhetikums Bipuvacaine (0,25 %ige Lösung) oder Wasser, welches mit Kohlensäure versetzt ist, betäubt. Die verschiedenen Arten reagieren sehr unterschiedlich auf die Chemikalie beziehungsweise das mit CO_2 angereicherte Wasser, so dass die Einwirkzeit wenige Sekunden bis einige Minuten betragen kann. Wichtig, und keinesfalls immer leicht, ist es jedoch, dass die Tiere möglichst gestreckt sind, damit man den Verlauf der einzelnen Muskeln später gut nachverfolgen kann.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

Nach Betäubung erfolgt die Fixierung in gepuffertem, 4 %igen Paraformaldehyd bei etwa 8 °C für eine Stunde. Anschließend wird das Paraformaldehyd mit 0,1 M Phosphatpuffer wieder ausgewaschen. Falls die Tiere nicht gleich weiterbehandelt werden, können sie auch in dem Puffer für einige Zeit aufbewahrt werden. Bei Langzeitaufbewahrung sollte der Puffer mit entsprechenden Chemikalien versetzt werden, um Schimmelbildung vorzubeugen. Für die anschließende Färbung wird im Allgemeinen Phalloidin verwendet. Dieses Toxin, welches aus dem Grünen Knollenblätterpilz (*Amanita phalloides*) gewonnen wird, dient als Sonde für den fluoreszierenden Farbstoff Tetramethylrhodamin-5-(und 6)-isothiocyanat (TRITC) und bindet an das Polymer F-Actin im Muskel. Vor der eigentlichen Färbung muss die Epidermis der Rädertiere allerdings zunächst permeabilisiert werden, damit die Sonde und der an sie gekoppelte Farbstoff besser ins Tier eindringen und an die Muskulatur binden können. Dies geschieht durch Spülen der Tiere mit einer 0,1 %igen gepufferten Triton X-100 Lösung. Nach einer Einwirkzeit von einer Stunde wird das Tensid soweit wie möglich abgesogen und die Tiere durch Zugabe von 4 µl einer 38 µM methanolischen TRITC-Phalloidin-Lösung für circa 3 Stunden bei 8 °C im Dunkeln gefärbt. Anschließend werden die gefärbten Tiere erneut mit Puffer gewaschen und schließlich in Glycerin oder in einem speziellen Medium wie Citifluor® auf einem Objektträger eingebettet. Im Umgang mit den Chemikalien, insbesondere dem Phalloidin, sind selbstverständlich alle nötigen Vorsichtsmaßnahmen einzuhalten.

Die fertigen Präparate sollten vor Licht geschützt in einer entsprechenden Aufbewahrungsbox gelagert werden, bevor die Untersuchung am Mikroskop erfolgt. Im vorliegenden Fall wurde ein Gerät der Firma Leica (Leica TCS SP 5) genutzt unter Verwendung eines DSSP-Lasers (Abb. 1). Die Aufnahmen entstanden bei einer Anregungswellenlänge von 561 nm und der Einengung der Absorption um 578 nm. Die erhaltenen Bildstapel, die aus den Bildern der unterschiedlichen Schärfeebenen eines Präparates bestehen, wurden jeweils zu einem Bild verrechnet. Mithilfe dieser Maximumprojektion kann die gesamte Körpermuskulatur eines Rädertieres in einem einzigen Bild dargestellt werden. Eine anschließende Tiefen- beziehungsweise Farbkodierung ordnet den verschiedenen Präparattiefen unterschiedliche Farbwerte zu und dient dem Zweck, die dreidimensionale Tiefe der Muskulatur optisch leichter zu erfassen.

Die Muskulatur der Rädertiere

Schon zu Beginn des letzten Jahrhunderts war die Muskulatur der Rädertiere Forschungsgegenstand vieler lichtmikroskopisch-morphologischer Untersuchungen (u. a. De Beauchamp, 1909; Martini, 1912; Stoßberg, 1932), deren Ergebnisse durch Adolf Remane (1929–33) zusammengefasst wurden. Diese Muskulaturdaten und frühe, detaillierte Rekonstruktionen

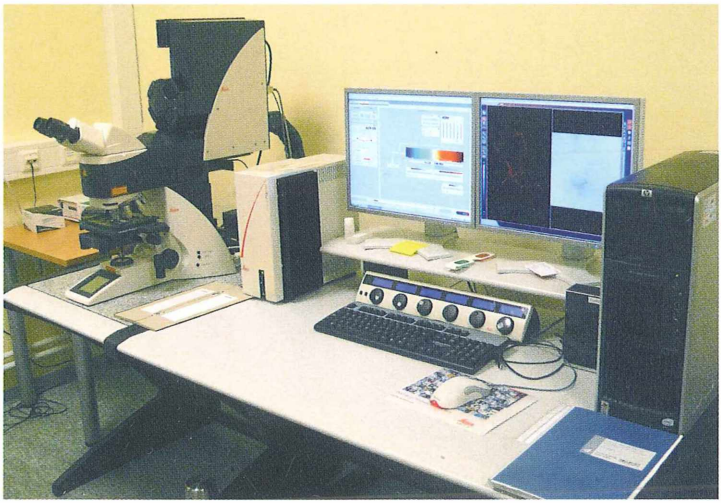


Abb. 1: Konfokales Laser Scanning Mikroskop (Leica TCS SP 5) am Deutschen Zentrum für Marine Biodiversitätsforschung in Wilhelmshaven.

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

basieren auf intensiven Lebendbeobachtungen und auf histologischen Schnittserien. In der Tat ist es bei sehr großen und hyalinen Tieren wie beispielsweise *Beauchampiella* oder *Epiphanes* (Abb. 2) möglich, das Körpermuskelsystem mithilfe eines konventionellen Lichtmikroskops an lebenden Tieren nachzuvollziehen und zu rekonstruieren. Diese Vorgehensweise ist jedoch extrem zeitaufwändig, da der Mikroskopiker aufgrund der geringen Schärfentiefe und der Bewegung der Tiere unentwegt mit Kreuztisch und Fokus arbeiten muss, um einzelne Muskelzüge verfolgen zu können, und auch hyaline Rädertiere weisen zudem einen relativ undurchsichtigen Kopfbereich auf (Abb. 2). Doch gerade hier ist die Muskulatur oftmals sehr komplex (Abb. 6a), und der Beobachter kann sich nie gewiss sein, wirklich alle Muskeln identifiziert zu haben. Die Muskulatur kleinerer und vor allem gepanzerter Arten ist auf Grundlage herkömmlicher Lichtmikroskopie kaum nachzuvollziehen. Die Konfokale Laser Scanning Mikroskopie stellt ein wesentlich einfacheres und zeitsparenderes Verfahren zur Visualisierung und Rekonstruktion der Muskulatur dar (siehe Abb. 3) und bietet die Möglich-

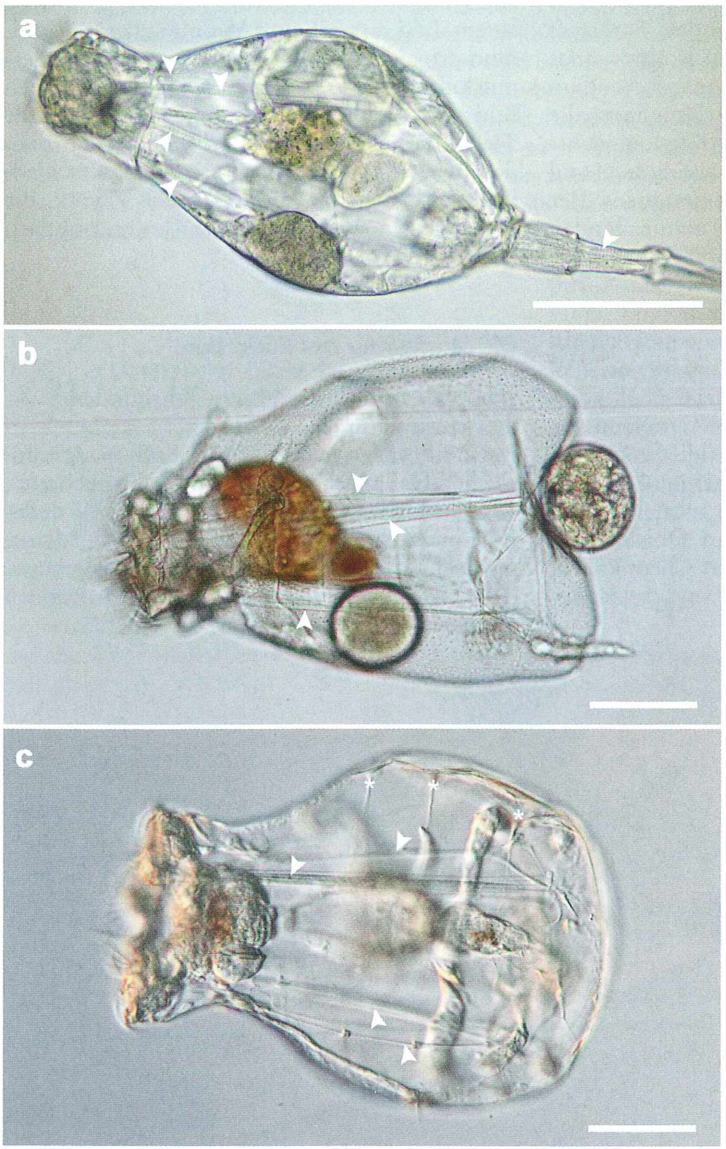


Abb. 2: Lichtmikroskopische Aufnahmen von *Beauchampiella eudactylota* (a) und *Epiphanes clavatula* (b und c). **a** Tier von dorsal. **b** Tier von lateral. **c** Tier von ventral. Pfeilspitzen deuten auf Längsmuskelzüge, Sternchen zeigen Ringmuskeln an. Maßstab 100 µm.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.

keit ältere Befunde auf ihre Richtigkeit und Vollständigkeit zu überprüfen und falls nötig zu korrigieren.

Bereits Martini (1912) untergliederte das Muskelsystem der Rädertiere in somatische und viszerale Muskulatur, sprich äußere Körper- und innere Eingeweidemuskulatur. Die somatische Muskulatur liegt für gewöhnlich unterhalb der Epidermis und sorgt für die Flexibilität und Fortbewegung der Tiere. Die Viszeralmuskulatur umgibt den Pharynx, den Magen, den Darm und die Kloake und ist zuständig für die Bewegung der Kieferhartelemente und die Kontraktion der Blase. Muskulatur, welche die Körperwand mit den inneren Organen verbindet, wird als Kutaneoviszeralmuskulatur bezeichnet und stellt einen Teil der somatischen Muskulatur dar. Die Körpermuskulatur lässt sich wiederum in eine äußere Ring- und eine darunter liegende Längsmuskulatur unterteilen (Abb. 2 und 4).

Die Ringmuskulatur ist für gewöhnlich kernlos, liegt basal in der Epidermis und tritt dort in Form von flächenartig ausgedehnten Fibrillenzügen auf, die der Kontraktion einzelner Teile der Körperoberfläche dienen. Ringmuskulatur kann allerdings auch in Form wohlabgegrenzter Muskelzüge in Erscheinung treten, die zuweilen von der Körperoberfläche abgelöste Teilbereiche aufweisen und die Leibeshöhle in unterschiedlicher Richtung durchziehen. Unter den Rädertieren sind verschiedene Übergangsgrade der Ablösung mit einer variierenden Zahl von Zwischeninsertionen an der Körperwand realisiert. Der Ablöseprozess kann mitunter so weit führen, dass es zur Ausbildung diagonaler Dorsoventral- oder Transversalmuskeln kommt (z. B. bei *Brachionus* und *Notholca*). Bei Kontraktion verursacht die Ringmuskulatur eine Umfangsverringerung des Tieres und arbeitet damit antagonistisch zum hydrostatischen Druck der Leibeshöhle, was zu einer Vorstülpung des Kopfes und des Fußes, oder bei etwaigem Vorhandensein von Panzersulci, zu deren Schließung führt. Solche Spalten im Rumpfpanzer findet man unter anderem im dorsalen Bereich bei *Mytilina* (Abb. 6c) und entlang der Seiten von *Dicranophoroides* (Abb. 6e).

Weiterhin spielt die Ringmuskulatur eine wesentliche Rolle bei der Bewegung von Extremitäten (*Hexarthra mira*) und Körperanhängen wie Dornen (*Notholca bipalium*) oder Stacheln (*Squatinella longispinata*). Selten kommt sie auch in Form netzwerkartiger Geflechte vor wie

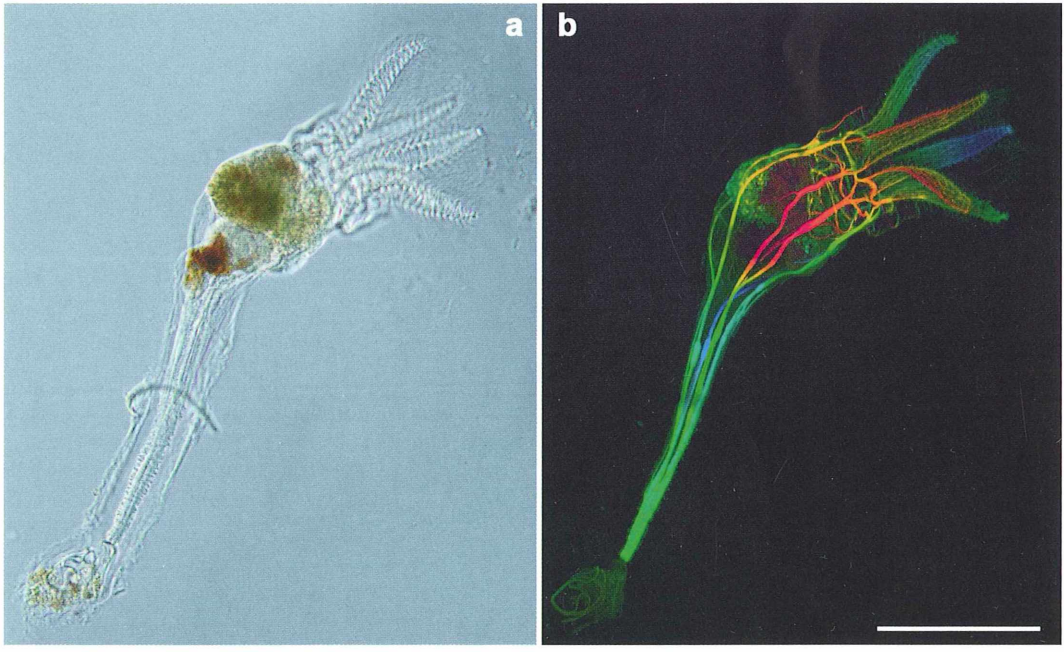


Abb. 3: Vergleich herkömmlicher Lichtmikroskopie (a) und Konfokaler Laser Scanning Mikroskopie (b) beim sessilen Rädertier *Stephanoceros fimbriatus*. **a** Vollständiges Tier. **b** Tiefenkodierte Maximumprojektion der gefärbten Muskulatur. Beachte das feine Muskelgeflecht in den Fangarmen. Maßstab 200 µm.

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

in den Fangarmen von *Stephanoceros* (Abb. 3). Dieses Geflecht verläuft hier vornehmlich in Längsrichtung und bewirkt eine Kontraktion der mit zahlreichen Cilien besetzten Arme. Die häufigste Ausprägungsform der Ringmuskulatur sind allerdings vollkommen geschlossene oder unvollständige Ringe, die vornehmlich den Hals- und Rumpfbereich gürtelartig umgeben (Abb. 2 und 4). Die Zahl der ringförmigen Muskeln im Rumpfbereich variiert zum Teil deutlich von Art zu Art von gar keinen (*Stephanoceros fimbriatus* in Abb. 3b), wenigen einzelnen (*Beauchampiella eudacylota* in Abb. 5a) bis hin zu mehreren oder vielen (*Proales daphnicola* in Abb. 4). Insbesondere die Ringmuskeln des Rumpfbereiches sind häufig unvollständig und nicht vollkommen zu einem Ring geschlossen. Unterbrechungen treten vor allem dorsal, aber auch lateral und ventral auf (Abb. 4). Zuweilen findet man auch nur einzelne Bruchstücke, die erst bei näherer Betrachtung überhaupt als Teil des Ringmuskelsystems zu erkennen sind.

Aufgrund der unterschiedlichen Anzahl und Lage fällt eine Homologisierung der Ringmuskeln wesentlich schwerer als die der konstanteren Längsmuskeln. In unmittelbarer Umgebung des Räderorgans befinden sich jedoch zwei Ringmuskeln, die unter den Rädertieren weit verbreitet sind und selten, meist bei gepanzerten Arten, vollkommen reduziert sind: Der so genannte Coronalsphincter und der Pars coronalis. Der für gewöhnlich breit ausgebildete coronale Sphincter liegt direkt hinter dem Räderorgan, während der schmale Pars coronalis das Räderorgan apikal wie ein feines Band umgibt (Abb. 4). Beide Muskeln sorgen für den Verschluss der Corona. Ein weiterer häufiger, ringförmiger Muskel, der im hinteren Bereich des Fußes vorkommt, ist der so genannte Musculus circumpedalis (siehe Sternchen Abb. 5a und b). Er ist vermutlich mit den Fußdrüsen assoziiert und spielt möglicherweise eine Rolle bei deren Entleerung.

Die kernhaltige Längsmuskulatur liegt in der Regel unterhalb der Ringmuskulatur. Lediglich bei starker Ablösung der Ringmuskulatur kann es vorkommen, dass sich laterale Längsmuskelstränge (aber auch die für die Exkretion zuständigen Protonephridien und Magendrüsen) teilweise zwischen Haut und Ringmuskeln schieben. Ursprünglich lagen die Längsmuskelzüge dicht unter der Haut, doch durch starke Ablösung von der Körperoberfläche unter dem Behalt von Zwischeninsertionen sind auch hier Muskeln entstanden, die zum Teil quer oder mittig durch den Körper ziehen können (Abb. 2b, c). An einer Zwischeninsertion kann auch

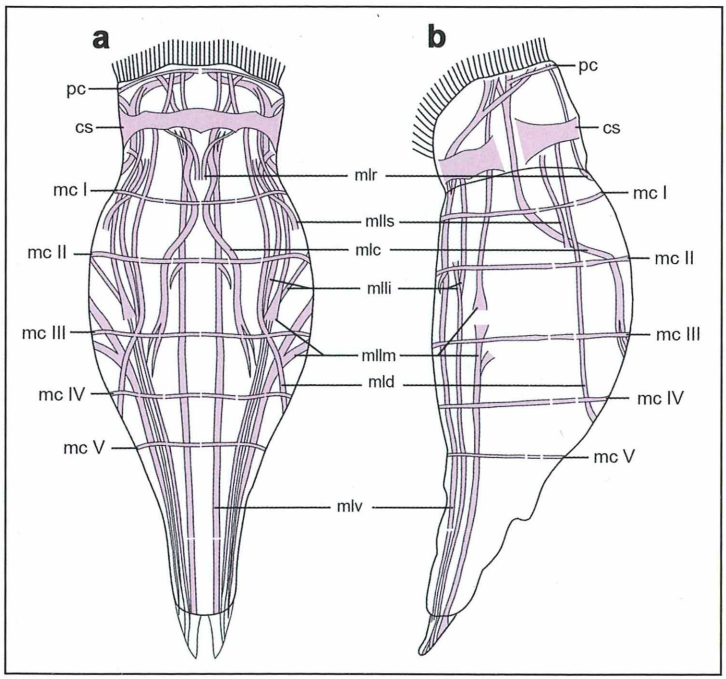


Abb. 4: Schematische Darstellung der Muskulatur eines Rädertieres am Beispiel von *Proales daphnicola* (nach Sørensen, 2005).
a Dorsalansicht. **b** Lateralansicht. cs Coronalsphincter, mc I–V Ringmuskeln I–V, mlc Musculus longitudinalis capitis, mld Musculus longitudinalis dorsalis, mlli Musculus longitudinalis lateralis inferior, mllm Musculus longitudinalis lateralis medius, mlls Musculus longitudinalis lateralis superior, mlv Musculus longitudinalis ventralis, pc Pars coronalis.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte v

eine Spaltung zweier hintereinander gelegener Muskelteilbereiche in zwei unterschiedliche, eigenständige Längsmuskeln geschehen (siehe mllm in Abb. 4). In manchen Fällen bleiben dabei die einzelnen Muskelbereiche auch über weitere Distanzen der Insertionen durch einen feinen Plasmastrang in Verbindung, der vermutlich für die Reizleitung verantwortlich ist. Bei Verringerung der Zwischeninsertionen eilen die ventralen Längsmuskeln den dorsalen oftmals voraus.

Eine Teilung der Muskeln hingegen findet eher bei lateralen und dorsolateralen Längsmuskeln statt, während viele Arten noch einheitliche, ungeteilte ventrale Längsmuskeln aufweisen. Wenn sich mehrere Zwischeninsertionen ursprünglich zusammengehörender Muskeln gegeneinander verschieben und überkreuzen, bereitet dies verständlicherweise Probleme bei der Homologisierung von Längsmuskeln. Bedauerlicherweise ist das ungeteilte Auftreten mehrerer oder gar aller Längsmuskeln, die den Körper ungeteilt von Kopf bis Fuß durchziehen eher selten und findet sich zum Beispiel bei *Lindia tecusa*. Längsmuskeln können sich jedoch auch in Längsrichtung in verschiedene Äste gabeln. Durch weitere Auf- beziehungsweise Abspaltungen kann es zur vollkommenen Verdopplung einzelner Muskeln kommen (*Proales fallaciosa*; Sørensen, 2005). Im Extremfall entstehen dadurch mehrere Muskeln, deren Verlauf mitunter deutlich von der eigentlichen Längsrichtung abweicht. Längsmuskeln stellen in der Regel paarige Kopf- und Fußretraktoren im ventralen, lateralen und dorsalen Körperbereich dar. Sie besorgen das Einziehen des Kopfes und des Fußes und bewirken somit insgesamt eine Verkürzung des Rädertierkörpers. Besonders kräftig ausgebildete Retraktoren findet man mitunter bei Rädertieren, die einen

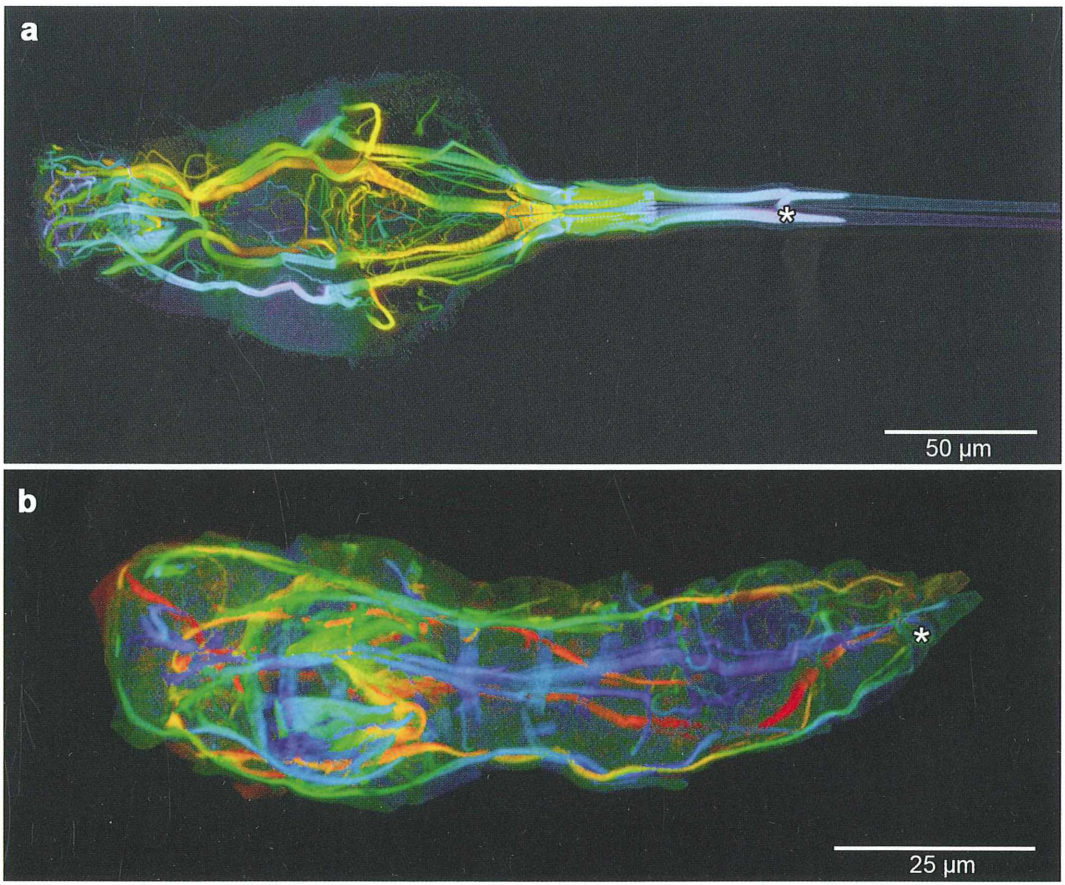


Abb. 5: Tiefenkodierte Maximumprojektion der gefärbten Muskulatur von *Beauchampiella eudactylota* (**a**) und *Proales tillyensis* (**b**). Sternchen verweisen auf den Musculus circumpedalis.

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

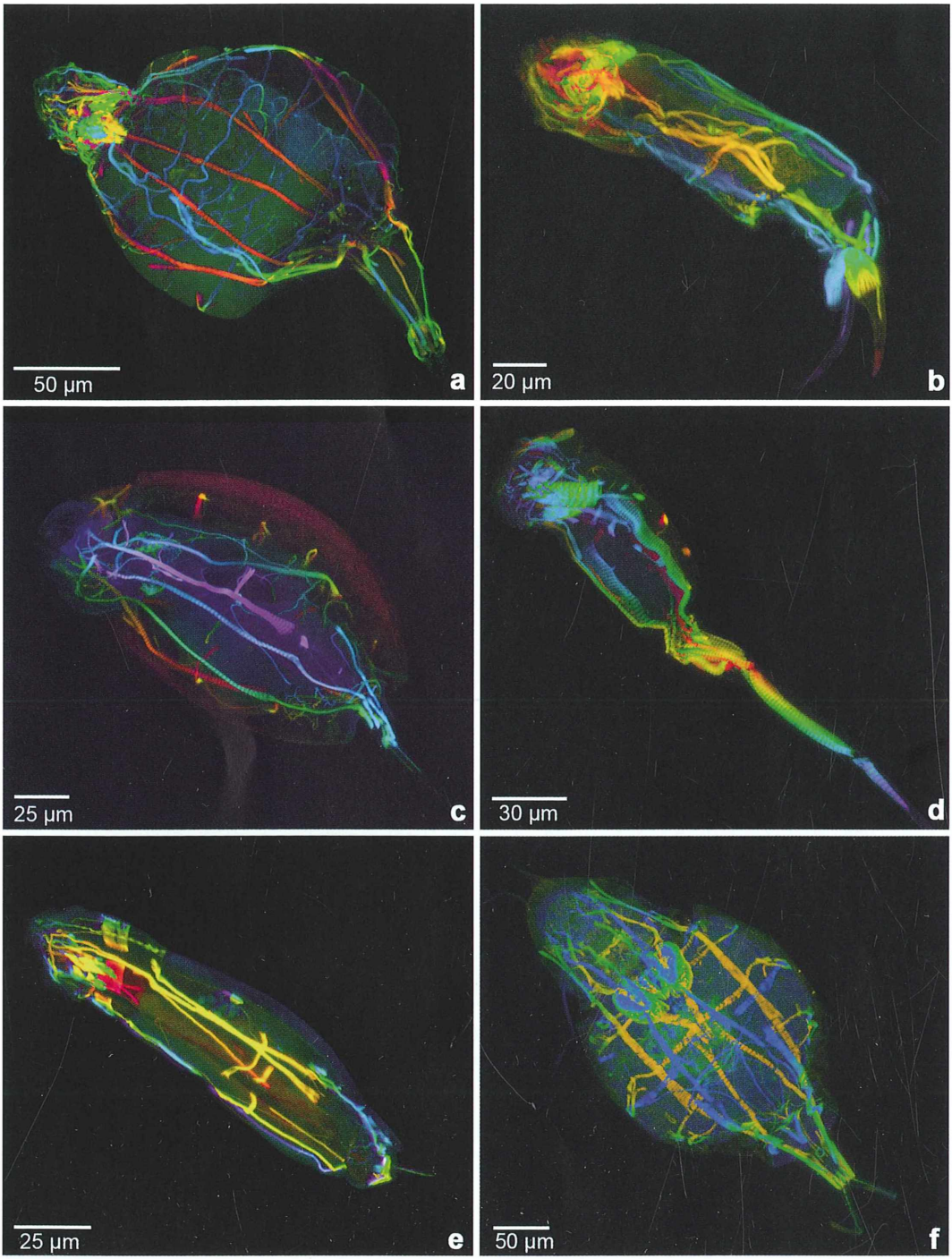


Abb. 6: Tiefenkodierte Maximumprojektion der gefärbten Muskulatur von *Pleurotrocha petromyzon* (**a**), *Cephalodella forficula* (**b**), *Mytilina trigona* (**c**), *Scaridium longicaudum* (**d**), *Dicranophoroides caudatus* (**e**) und *Bryceella stylata* (**f**).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nutzung nur für private Zwecke.

stark ausgeprägten Fuß aufweisen (Abb. 5a: *Beauchampiella eudactylota*, Abb. 6d: *Scaridium longicaudum*). Form und Funktion spielen auch bei der in Detritusröhren lebenden *Cephalodella forficula* (Abb. 6b) eine wichtige Rolle. Die kräftigen, sichelförmigen, mit Haken besetzten Zehen weisen im basalen Bereich eine massive Muskulatur auf, die der Art hilft, Wohnröhren anzulegen und sich darin fortzubewegen. In der Regel werden die Zehen jedoch nur von einem feinen Muskelstrang durchzogen (siehe Abb. 6c, e und f).

Anwendung und Fortschritte

Die Konfokale Laser Scanning Mikroskopie stellt wie eingangs erwähnt eine geeignetere Methode zur Analyse der Muskulatur von Rädertieren und anderer kleiner Invertebraten dar, als die herkömmliche Lichtmikroskopie, da das CLSM eine höhere Auflösung aufweist und alle Schärfeebenen gleichzeitig darstellen kann (Maximumprojektion). Ein zusätzlicher Vorteil ist, dass die erzeugten digitalen Bildstapel mithilfe geeigneter Software weiter verwendet, gedreht und von verschiedenen Seiten studiert werden können. Damit erhält der Betrachter auf zeitsparende Weise einen dreidimensionalen Gesamteindruck der Muskulatur.

Im Jahre 2000 wurde die Epifluoreszenzmikroskopie von Hochberg und Litvaitis dazu verwendet, das somatische Muskelsystem eines Rädertieres genauer zu analysieren und darzustellen. Kurz darauf setzten erstmalig Kotikova et al. (2001) das Konfokale Laser Scanning Verfahren zur Erreichung desselben Zieles ein. In den letzen zehn Jahren folgten viele weitere Arbeiten unterschiedlicher Autoren, die ebenfalls das CLSM nutzten, um die Körper- und auch zum Teil die Mastaxmuskulatur von insgesamt etwa 30 Rädertierarten aus unterschiedlichen Gattungen zu analysieren. Zum Großteil rekonstruierten sie auch umfassend, um morphologische, phylogenetische und insbesondere auch funktionelle Fragestellungen, zum Beispiel bezüglich der Lokomotion (Hochberg und Gurbuz, 2008), zu beantworten. Kotikova et al. begannen 2005 damit, auch das Nervensystem der Rädertiere mithilfe der Konfokalen Laser Scanning Mikroskopie zu untersuchen, allerdings blieb es bisher bei nur wenigen vereinzelten Arbeiten, möglicherweise aufgrund fehlender Fragestellungen. Aber auch ungeachtet der wissenschaftlichen Fragestellung, liefert die Muskelfärbung bei Rädertieren immer noch die auch im ästhetischen Sinn ansprechenderen Aufnahmen.

Zu den bisher auf ihre Muskulatur hin untersuchten Gattungen gehören: *Adineta*, *Beauchampiella*, *Brachionus*, *Bryceella*, *Dicranophorus*, *Encentrum*, *Epiphanes*, *Euchlanis*, *Filinia*, *Floscularia*, *Hexarthra*, *Macrotrachela*, *Notholca*, *Notommata*, *Philodina*, *Plationus*, *Polyarthra*, *Proales*, *Sinantherina*, *Squatinella* und *Testudinella*. Zwar wurden von einigen Gattungen mehrere Arten untersucht, dennoch repräsentiert dies nur einen Bruchteil der 130 bekannten Gattungen, auf die sich mehr als 2000 Arten verteilen (Segers, 2007). Überzeugende Aussagen in Bezug auf die Ausprägung der Körpermuskulatur im Grundmuster der Rotifera insgesamt zu treffen, ist daher schwierig, zumal bisher kein zulängliches phylogenetisches Verwandtschaftssystem existiert. Die Daten reichen jedoch zumindest aus, um begründete Hypothesen für das Grundmuster der Rotifera-Teilgruppe Monogononta zu formulieren. Folgende Muskeln können für deren Grundmuster angenommen werden, da sie bei einer breiten Anzahl von Rädertierarten unterschiedlichster Gattungen festgestellt werden konnten: Die Längsmuskeln Musculus longitudinales ventralis, Musculus longitudinalis dorsalis, Musculus longitudinalis lateralis inferior, Musculus longitudinalis lateralis medius, Musculus longitudinalis lateralis superior und Musculus longitudinalis capitis sowie die Ringmuskeln Coronal sphincter, Pars coronalis und Musculus circumpedalis (vergleiche Abb. 4). Weiterhin ist eine noch nicht näher bestimmbare Anzahl von Ringmuskeln im Rumpfbereich dem Grundmuster der Monogononta zuzurechnen.

Danksagung

Mein Dank gilt Prof. Dr. Pedro Martínez Arbizu, Leiter des Senckenberg Forschungsinstitutes Deutsches Zentrum für Marine Biodiversität in Wilhelmshaven, für die Bereitstellung des Konfokalen Laser Scanning Mikroskops.

Literaturhinweise

De Beauchamp, P.: Recherches sur les Rotiféres: Les formations tégumentaires et l'apparail digestif. Arch. Zool. Exp. Paris 10, 1–410 (1909).

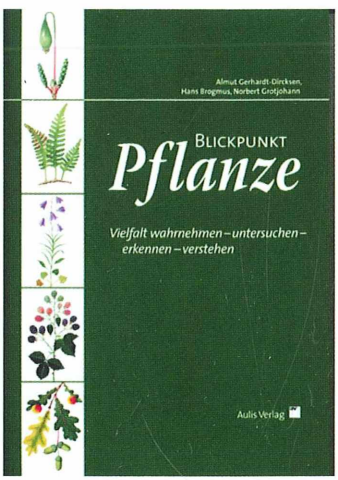
 © Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

Hochberg, R., Litvaitis, M. K.: Functional morphology of the muscles in *Philodina* sp. (Rotifera: Bdelloidea). Hydrobiologia 43, 57–64 (2000).
Hochberg, R., Gurbuz O. A.: Comparative morphology of the somatic musculature in species of *Hexarthra* and *Polyarthra* (Rotifera, Monogononta): Its function in appendage movement and escape behavior. Zoologischer Anzeiger 247, 233–248 (2008).
Kotikova, E. A., Raikova, O. I., Flyatchinskaya, L. P., Reuter, M., Gustafsson, M. K. S.: Rotifer muscles as revealed by phalloidin-TRITC staining and confocal scanning laser microscopy. Acta Zoologica 82, 1–9 (2001).
Kotikova, E. A., Raikova, O. I., Reuter, M., Gustafsson, M. K. S.: Rotifer nervous system visualized by FMRFamide and 5-HT immunocytochemistry and confocal laser scanning microscopy. Hydrobiologia 546, 239–248 (2005).
Martini, E.: Studien über die Konstanz histologischer Elemente. III. *Hydatina senta*. Z. Wiss. Zool. 102, 425–645 (1912).
Remane, A.: Rotatoria. In: Bronn's Klassen und Ordnungen des Tierreichs Bd. 4, Abt. II/1, S. 1–577 (1929–33).
Segers, H.: Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotifera), with notes on nomenclature, taxonomy and distribution. Zootaxa 1564, 1–104 (2007).
Sørensen, M. V.: Musculature in three species of *Proales* (Monogononta, Rotifera) stained with phalloidin-labeled fluorescent dye. Zoomorphology 124, 47–55 (2005).
Stoßberg, K.: Zur Morphologie der Rädertiergattungen *Euchlanis*, *Brachionus* und *Rhinoglena*. Z. Wiss. Zool. 142, 313–424 (1932).

Verfasser: Dipl. Biol. Eike F. Wilts,
Systematik und Evolutionsbiologie,
Institut für Biologie und Umweltwissenschaften,
Carl von Ossietzky Universität Oldenburg,
26111 Oldenburg,
E-Mail: eike.f.wilts@mail.uni-oldenburg.de

Buchbesprechung

Gerhardt-Dircksen, A., Brogmus, H., Grotjahn, N., Müller, S.: Blickpunkt Pflanze: Vielfalt wahrnehmen – untersuchen – erkennen – verstehen. Aulis Verlag, Hallbermoos, 272 Seiten, zahlreiche Zeichnungen, Diagramme und Tabellen sowie diverse Schwarzweiß-Fotos, Großformat, broschiert, € 36,00, ISBN 978-3-7614-2781-1.



Dieses Buch, das sich primär an den botanischen Neuling wendet, behandelt im ersten Kapitel die Morphologie, Systematik, Entwicklungsbiologie und Stammesgeschichte der Moose, Farnpflanzen, Samenpflanzen und in Form von Exkursen auch die der Chitinpilze und Flechten. Im nächsten, ökologisch ausgerichteten Kapitel wird der Lebensraum Stadt unter den Gesichtspunkten Leben und Überleben bearbeitet. Ein abschließendes Kapitel legt die aktuellen Daten zur Biodiversität der Pflanzen dar. Dem Buch ist eine DVD mit einem reichhaltigen Fundus von Farbaufnahmen von Vertretern hauptsächlich der heimischen Flora beigefügt.
Insgesamt liegt eine sehr solide und ansprechende Publikation vor. Man spürt, dass die Autoren die Erfahrungen ihrer langjährigen Berufstätigkeit haben einfließen lassen können. Das Werk, welches wohl primär auf den schulischen Sektor zugeschnitten ist, spricht gleichermaßen den Laien an, welcher sich tiefergehend mit Pflanzen beschäftigen möchte.
Der Rezensent möchte es nicht versäumen, ausdrücklich darauf hinzuweisen, dass die zahllosen Zeichnungen, welche diese Publikation illustrieren, von unserem langjährigen, aufgrund seiner qualitativ stets herausragenden zeichnerischen Darstellungen sehr geschätzten Autor Hans Brogmus angefertigt wurden. In mannigfacher Weise stellt er in diesem Buch erneut sein unglaublich präzises Können unter Beweis. Und es verwundert natürlich nicht, dass die fünf Aquarelle, welche das Titelbild mit Leben erfüllen, aus seiner Werkstatt stammen.

Klaus Hausmann, Berlin

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

Gesteinsdünnschliffe für Anfänger

Holger Schimmel

Die petrographische Mikroskopie und insbesondere die mikroskopische Betrachtung von Dünnschliffen stellt den Anfänger – neben dem nicht zu vernachlässigenden Aufwand für die Herstellung der Präparate (Humphries, 1994) – regelmäßig vor ein Problem, welches zunächst trivial erscheinen mag, jedoch für die geringe Verbreitung dieses Interessengebietes in Amateurkreisen keine geringe Bedeutung haben dürfte: Selbst wenn man die Präparationstechnik beherrscht, was soll man eigentlich zum Gegenstand seiner Untersuchungen machen?

Der Tümpler und der Botaniker unter den Amateurmikroskopikern haben es hier wesentlich leichter als der Petrograph. Die belebte Natur steht seit Generationen im Mittelpunkt ihrer Aktivitäten, und diese Interessenskonzentration schlägt sich unmittelbar in der Informationsdichte zu den betreffenden Objekten in der Anfängerliteratur nieder. Man vergleiche nur einmal den Umfang der jeweiligen Beschreibungen in dem bekannten Buch von Kremer (2010). Das Ungleichgewicht hat Gründe: Viele Mikroorganismen sind weit verbreitet und damit leicht zugänglich, so dass kein Mangel an Rohmaterial besteht. Die Präparation erfordert dann oft nur Minuten, und mögen auch nicht in jeder Wasserprobe die berühmten Pantoffeltierchen zu finden sein, die übrige Mikrofauna bietet doch meist hinreichenden Ersatz. Analoges gilt für botanische Präparate. Für nahezu jedes anatomische Detail sind in den klassischen Praktikumsbüchern mindestens zwei Pflanzenarten beschrieben, aus denen geeignete Präparate zur Beobachtung dieser Details hergestellt werden können.

Jeder Stein ist anders … fast jeder!

In der petrographischen Mikroskopie ist die Lage komplizierter. Natürlich ist es grundsätzlich möglich, vom nächstbesten Steinbrocken einen Dünnschliff herzustellen – aber dann wird der Anfänger doch meist ziemlich ratlos vor dem Anblick stehen, den ihm die Betrachtung im Mikroskop enthüllt. Ein Fachmann könnte ein solches Präparat zwar interpretieren, vor Beginn der Präparation genau vorhersagen, was zu sehen sein wird, könnte er aber wahrscheinlich nicht. Mit anderen Worten: Es ist auf diesem Gebiet schwierig, Präparate zu beschreiben und zu empfehlen, welche interessante Phänomene in reproduzierbarer Weise zeigen sollen, wenn dem Adressaten der Beschreibung nicht identisches (oder doch sehr ähnliches) Probenmaterial zur Verfügung steht.

Die Petrographie erweist sich hiermit – im Gegensatz zu den anderen genannten Betätigungsfeldern – in hohem Maße als ortsgebunden. Da die Verfügbarkeit eines bestimmten Gesteins vom flächenmäßigen Umfang seines Auftretens abhängig ist, der je nach Gesteinsart weltweit zwischen wenigen Quadratmetern und hunderttausenden Hektar schwanken kann, bleibt eine darauf bezogene Präparationsempfehlung automatisch ebenfalls entsprechend regional begrenzt. Und so kann es einem Mikroskopiker durchaus passieren, dass er im kilometerweiten Umkreis um seinen Wohnort dasselbe Gestein oder doch sehr ähnliche Gesteine antrifft – und dass diese im Dünnschliff nicht unbedingt viel bieten. Andererseits wird ihn auch die aufregendste Präparatbeschreibung nicht zur Nachahmung verlocken, wenn er erst einen mehrtägigen Urlaub einplanen muss, um an das entsprechende Rohmaterial zu kommen. Dieses Dilemma bleibt allerdings letztlich unlösbar.

Wenig brauchbare Literatur

Versucht der Anfänger, sein Wissen bezüglich interessanter Präparate durch Literaturstudium zu erweitern, gerät er mit den gängigen Lehr-

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

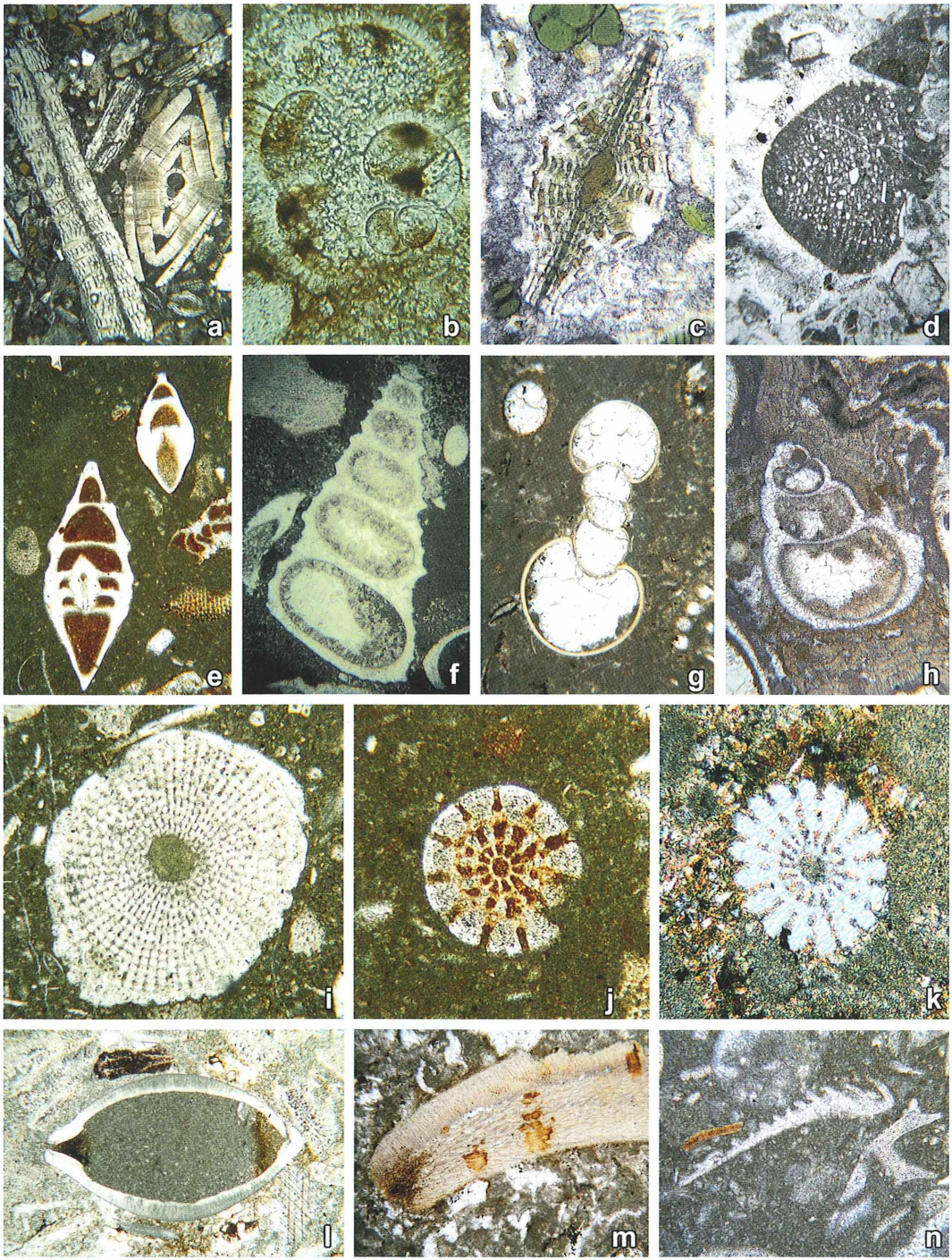


Abb. 1: Bioklasten (Mikrofossilien) aus verschiedenen Sedimenten. **a–e** Foraminiferen: **a** *Nummulites* sp., daneben großes Bruchstück von *Assilina* sp. in biogenem Schuttkalk. **b** Kleinforaminifere *Globigerina* sp. **c** *Discocyclina* sp., die Kammern sind mit grünem Glaukonit gefüllt. **d** *Orbitolina* sp., Gehäuse aus Sandkörnern agglutiniert. **e** Unbestimmte Foraminiferen, Jurakalk. **f–h** Schnecken: **f** Turmschnecke, Jurakalk. **g** Tellerschnecke,

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

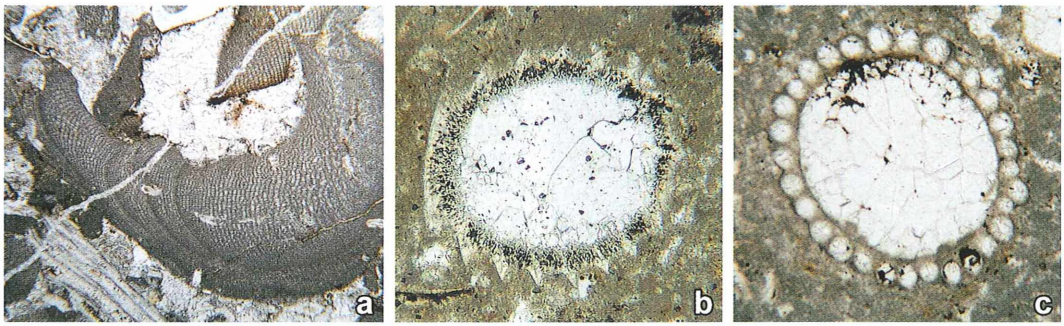


Abb. 2: Algenfossilien. **a** *Lithothamnium* sp., Längsschnitt durch Algenstock. **b** *Chara* sp., Längsschnitt durch Oogonium. **c** *Chara* sp., Querschnitt durch Trieb, die Rindenzellen sind deutlich erkennbar.

büchern schnell zwischen die Scylla trockener mathematisch-physikalischer Erklärungen zur Polarisationsoptik und die Charybdis detaillierter Beschreibungen zahlloser Mineralphasen und Strukturmerkmale, die – selbst bei guter bildlicher Darstellung – am Anfang mehr verwirren als erklären. Für die systematische Einarbeitung ist die Beschäftigung mit diesen Gegenständen früher oder später zwar notwendig, die Frage nach der Beschaffung geeigneten Materials wird damit aber nicht beantwortet. Zu diesem Zweck soll hier deshalb zunächst eine allgemeine Vorstellung vermittelt werden, was erwartet werden kann, wenn ein Gestein einer bestimmten Klasse mikroskopisch untersucht wird.

Sedimentgesteine und Fossilien

Die ersten Dünnschliffe, von denen die Literatur berichtet, waren weniger Gesteins- als vielmehr Fossiliendünnschliffe. Versteinertes Holz war so präpariert worden, dass ein Vergleich mit rezenten Holzproben möglich war. Ziel der Betrachtung war also eigentlich eine biologische Struktur, und man kann festhalten, dass von dem gesamten Gebiet die Betrachtung von (Makro- oder Mikro-)Fossilien derjenige Teilbereich sein dürfte, der dem Amateur am einfachsten zugänglich ist. Ähnlich der klassischen „Wassertropfenmikroskopie“ müssen die beobachteten Strukturen zunächst in organische und anorganische geschieden werden, bevor eine Zuordnung der organischen zu einer bestimmten Pflanzen- oder Tiergruppe vorgenommen wird.

Tierische Fossilien sind meist ungleich häufiger zu finden als pflanzliche. Zudem kann dem Betrachter ein buntes Durcheinander verschiedenster Tiergruppen begegnen (Adams und MacKenzie, 1998). Von den Einzellern (Radiolarien, Foraminiferen, Tintinninen) über zahllose, je nach Gesteinsalter und -natur mehr oder weniger häufige Bruchstücke der Hartteile von Stachelhäutern, Moostierchen, Korallen, Mollusken, Brachiopoden, Trilobiten, Ostrakoden, Stromatoporen, Schwämmen und Würmern reicht die Palette bis zu den Resten von Wirbeltieren (Abb. 1). Von den Pflanzen sind lediglich einige Algenfamilien etwas häufiger (Abb. 2).

Was die Mineralogie betrifft, sind die Sedimentgesteine meist weniger vielfältig. Zwar kann grundsätzlich jedes Gesteinsbruchstück und jedes Mineralkorn, welches von seinem Muttergestein abgelöst wird, sich später in einem Sedimentgestein finden. Jedoch werden auf dem mehr oder weniger langen Transport zwischen Ursprung und Ablagerung viele davon durch Verwitterung zerstört beziehungsweise in andere Mineralphasen umgewandelt, so dass am Ende vergleichsweise wenige Mineralien einen Großteil der vorhandenen Sedimentgesteine aufbauen. Quarz, Feldspat, Glimmer, die Vielzahl der Tonmineralien, die sich einer genaue-

tertiärer Süßwasserkalk. **h** Unbestimmte Schnecke, tertiärer Süßwasserkalk. **i–k** Querschnitte von Seeigelstacheln, unbestimmt: **k** Aufnahme in XPL-Beleuchtung; die einheitliche Interferenzfarbe zeigt das Vorliegen eines Calcit-Einkristalls. **l** Doppelklappig erhaltene Ostracodenschalen im Querschnitt. **m** Muschelschale im Querschnitt. **n** Conodont.

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

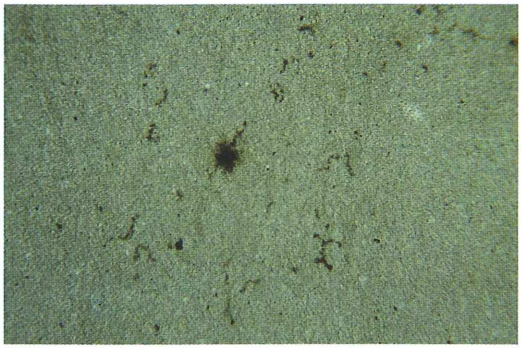


Abb. 3: Solnhofener Plattenkalk; feinkörniger Kalkstein.

ren Bestimmung mit dem Lichtmikroskop entziehen, die Karbonatminerale Calcit, Dolomit und Aragonit, die Eisenminerale Glaukonit, Pyrit und Goethit bestimmen das Bild (Tröger, 1955). Gut ausgebildete Kristalle dieser Mineralien sind nicht die Regel. Meist liegen sie in der Form von Detrituspartikeln vor.
Allgemein sind Fossilien in Karbonatgesteinen (Kalksteine, Mergel) häufiger, während die Anzahl der Mineralphasen hier meist gering ausfällt. In den siliziklastischen Gesteinen (Sandsteine, Grauwacken) ist dieses Verhältnis tendenziell umgekehrt.

Magmatische Gesteine

Gesteine, die durch Abkühlung und Verfestigung einer glutflüssigen Schmelze entstanden sind, geben den auskristallisierenden Phasen die Möglichkeit, zumindest die zuerst ausgeschiedenen Kristalle regelmäßig, das heißt ohne Begrenzung durch irgendwelche anderen Festkörper, auszubilden. Daher findet man in Dünnschliffen magmatischer Gesteine am ehesten gut ausgebildete (idiomorphe) Kristalle. Da zudem die Anzahl der häufiger auftretenden Mineralien auf etwa 20 beschränkt ist, eignen sich derartige Gesteine recht gut zum Kennenlernen dieser Mineralien. So kann man Quarz, Feldspäte, die Feldspatvertreter (Nephelin, Leucit, Hauyn, Sodalith), Glimmer, die Pyroxene (Enstatit, Augit, Aegirin) und Amphibole (Hornblenden), Olivin, Melilith, Apatit, Zirkon, Titanit, Turmalin und schließlich Magnetit und Ilmenit studieren. Daneben finden sich in vulkanischen Gesteinen regelmäßig natürliche Gläser.

Metamorphe Gesteine

Hier beginnen die Schwierigkeiten richtig: Gesteine beliebiger Zusammensetzung können unter erhöhten Druck- und Temperatureinfluss geraten, und in Abhängigkeit von ihrer Zusammensetzung mag der Mineralbestand bis zum Aufschmelzen unverändert bleiben, oder aber es bleibt praktisch nichts so, wie es im Ursprungsgestein war (inklusive aller denkbaren Übergänge). Dementsprechend können sich viele der bereits aufgelisteten Mineralien auch in Metamorphiten finden, zuzüglich derjenigen, die durch Metamorphose neu gebildet werden: Andalusit, Sillimanit und Disthen, die verschiedenen Granate und Spinelle, Topas, Cordierit, Staurolith, Zoisit, Epidot, Vesuvian, Serpentin, Chlorit, Talk, Rutil, Hämatit und Graphit. Wenn man in Betracht zieht, dass bei der Metamorphose die Kristallisation häufig unter Stress stattfindet, überrascht es nicht, wenn gut ausgebildete Kristalle hier tendenziell seltener sind als in magmatischen Gesteinen (obwohl man ihnen durchaus begegnet). Die Mineralkörner sind aber häufig irregulär geformt (xenomorph). Dieses Fehlen regulärer Kristallformen führt – zusammen mit den breiten Variationsmöglichkeiten der Zusammensetzung – dazu, dass selbst solche Minerale, die man in anderen Gesteinen sofort erkennen und auseinanderhalten kann, im Metamorphit mitunter kaum unterscheidbar sind.

Abgestuftes Vorgehen

Ein Einstieg in die Dünnschliffmikroskopie könnte damit etwa so aussehen, dass sich der Anfänger zunächst an der Fossilsuche in Sedimentgesteinen versucht und dabei *en passant* auch einige wichtige Mineralien kennenlernt. Im nächsten Schritt erweitert er seine Kenntnisse der verschiedenen Mineralphasen an magmatischen Gesteinen, um schließlich zu den komplexen metamorphen Gesteinen vorzudringen.
Wer allerdings das Stichwort Fossilsuche allzu wörtlich nimmt und deshalb auf den Gedanken kommt, die großen Fossilfundstellen Deutschlands – etwa Solnhofen, Holzmaden oder die Grube Messel – aufzusuchen, in der Hoffnung, dass, wo Großes gefunden wurde, auch genug „Kleinzeug" anfallen müsse, geht einer Enttäuschung entgegen. Die dunklen Tongesteine der

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://

letztgenannten Fundorte bleiben im Dünnschliff fast undurchsichtig, der Plattenkalk von Solnhofen bietet einen enttäuschend eintönigen Anblick (Abb. 3). Tatsächlich sind die Gesteine der genannten Fundorte außerordentlich feinkörnig. Die Größe der einzelnen Mineralkörner und Fossilbruchstücke liegt bei Tonen und (sedimentären) Schiefern nahe an oder sogar unter der Auflösungsgrenze des Lichtmikroskops, und bei Kalksteinen ist sehr oft zumindest ein Teil des Gesteins derartig fein – manchmal aber auch fast alles. Aus dieser Erfahrung lässt sich die Faustregel aufstellen, dass Sedimentgesteine für lohnende Schliffpräparate bei Betrachtung mit bloßem Auge oder einer höchstens zehnfach vergrößernden Lupe erkennbar heterogen sind. Ein bei dieser Vergrößerung homogen wirkendes Gestein wird auch bei stärkerer Vergrößerung meist nicht viel erkennen lassen. Auch diese Regel führt noch nicht automatisch zu abwechslungsreichen Präparaten. So sind beispielsweise in dem in der Mitte Deutschlands weit verbreiteten Buntsandstein häufig die einzelnen Sandkörner mit bloßem Auge zu sehen, doch besteht das Gestein regelmäßig aus wenig anderem als dem Mineral Quarz (Abb. 4). Aber zumindest hat der Betrachter hier nicht den Eindruck, anstatt eines Präparats ein farbig getöntes Milchglas auf dem Objekttisch zu haben.

Mikrofossilreiche Sedimentgesteine finden sich hierzulande hauptsächlich in Schichten des Erdmittelalters beziehungsweise des Tertiärs und hier zumeist in kalkigen Gesteinen mit einem mehr oder weniger großen Sand- oder Tonanteil. Da Kalksteine für die industrielle Verwendung zumeist eine gewisse Homogenität aufweisen müssen, die solche „verunreinigten" Gesteine selten erreichen, sind die heute in großem Maßstab gebrochenen Sedimentgesteine meist recht uninteressant. Im Ergebnis führt dies dazu, dass man gar nicht so sehr auf aktive Aufschlüsse (wie etwa in Betrieb befindliche Steinbrüche) angewiesen ist. Vielmehr kann man meist Proben der interessierenden Gesteine als Lesefunde von Ackerflächen, Bachbetten oder Wegrändern erhalten. Die im Bruch oft erkennbare Verwitterungsrinde sollte bei der Präparation ausgeschlossen werden. Weitere Vorteile von Sedimentgesteinen sind ihre meist einfache Verarbeitung, da diese Gesteine oft recht weich sind, sowie das häufige Auftreten von Quarz, welches dem Anfänger die Bestimmung der Schliffdicke (über die Interferenzfarbe im Polarisationsmikroskop) und damit die zu Beginn meist doch etwas knifflige Präparation erleichtert. Als Einsteigerlektüre für die Untersuchung von Sedimenten und speziell die Zuordnung der Fossilien empfiehlt sich das genannte Buch von Adams und MacKenzie (1998).

Magmatite oder Metamorphite – unter Bedingungen gebildet, die weit entfernt sind von denen der Erdoberfläche – stellen chemisch-physikalische Systeme im Ungleichgewicht dar, bei denen die Verwitterung an der Gleichgewichtseinstellung arbeitet. Die Empfindlichkeit ist je nach Zusammensetzung und Struktur unterschiedlich. So werden vulkanische Gesteine häufig schneller angegriffen als plutonische Gesteine, da sie meist poröser sind. Gesteine mit hohem Quarzgehalt verwittern in der Regel langsamer als quarzarme Varianten. Je nach den individuellen Eigenschaften kann es

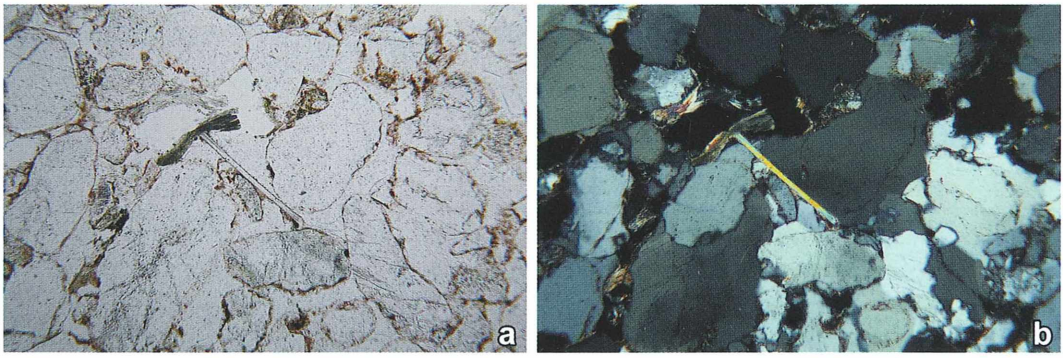


Abb. 4: Buntsandstein. **a** LPL-, **b** XPL-Beleuchtung. Das Gestein enthält neben Quarzkörnern wenige Glimmerplättchen (in der Bildmitte ein Muskovit), ansonsten noch etwas feinkörnige Matrix. Bei der Gesteinsdiagenese ist Quarzzement an den Sandkörnern angewachsen. Die ursprünglichen Korngrenzen sind als feine Bänder von an der ehemaligen Oberfläche abgelagerter Matrix erkennbar.

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

schwierig sein, gute Präparate zu gewinnen, wenn kein frisches Gestein zur Verfügung steht. Außer der (von der Oberfläche ausgehenden) Verwitterung macht sich bei diesen Gesteinen auch noch das Phänomen der Alteration bemerkbar. Hierbei werden durch im gesamten Gesteinskörper zirkulierende Fluide Änderungen im Stoffbestand verursacht. Das Gestein erscheint dabei äußerlich nicht angegriffen, der mikroskopische Eindruck ist jedoch ein anderer als bei einer frischen Probe: Bestimmte Mineralien werden durch andere ersetzt. Wer nicht-alterierte Proben untersuchen möchte, muss dies berücksichtigen. So haben beispielsweise die meisten vulkanischen Gesteine in Deutschland, die älter als Tertiär sind, derartige Veränderungen erfahren (Abb. 5).

Es muss schließlich noch erwähnt werden, dass die obigen Beschreibungen der Gesteinsklassen, die sich auf Ausführungen zur mineralogischen Zusammensetzung konzentrieren, wichtige Merkmale unterschlagen, nämlich Struktur und Textur der Gesteine. Neben der Frage, welche Mineralphasen vorhanden sind, ist jedoch genauso bedeutsam, wie diese räumlich zueinander angeordnet sind (Abb. 6). Für den Anfang mag man auf die Interpretation derartiger Erscheinungen verzichten, später machen sie aufgrund der Vielfalt von Erscheinungsformen das Studium von Spezialliteratur (Fürchtbauer, 1988; Wimmenauer, 1985) unumgänglich.

Notwendige Vorkenntnisse

Spätestens jetzt wird klar, dass der Anfänger auf der Suche nach geeignetem Material bereit sein muss, einen gewissen theoretischen Aufwand in die Vorbereitung zu stecken. Er sollte nicht nur in der Lage sein, die Gesteine im Gelände zumindest grob zu klassifizieren, er muss auch eine Vorstellung davon haben, wo er mit Aussicht auf Erfolg nach ihnen suchen kann. Generell sollte man eher versuchen, sich ein Basiswissen in praktischer Geologie anzueignen, bevor man Zeit und Mühe aufwendet, um in die theoretischen Grundlagen der Kristalloptik einzudringen. Letztere braucht man seltener als gedacht. Je mehr man aber über die Probe weiß, noch bevor man sie zum Dünnschliff verarbeitet, umso einfacher wird die Interpretation.

Die Gesteinsbestimmung zu erlernen, ist auch einem Laien anhand geeigneter Literatur möglich (Vinx, 2005). Bezüglich der geographischen Verbreitung der verschiedenen Gesteinsarten ist zumindest eine summarische Kenntnis des geologischen Aufbaus Deutschlands (Henningsen und Katzung, 1992) nötig. Einer weitergehenden Spezialisierung sind natürlich keine Grenzen gesetzt, und der Buchhandel bietet inzwischen eine breite Auswahl von geologischen Führern über zahlreiche Regionen Deutschlands an, die hier weiterhelfen. Im Einzelfall kann es sogar erforderlich sein, auf die sehr detaillierten Informationen zurückzugreifen, die in den geologischen Karten des Maßstabs 1:25.000 und den zugehörigen Erläuterungen zu finden sind. Da diese Karten jedoch recht teuer sind und zudem für das Gebiet der Bundesrepublik nicht flächendeckend zur Verfügung stehen, wird dies wohl nur ausnahmsweise möglich sein.

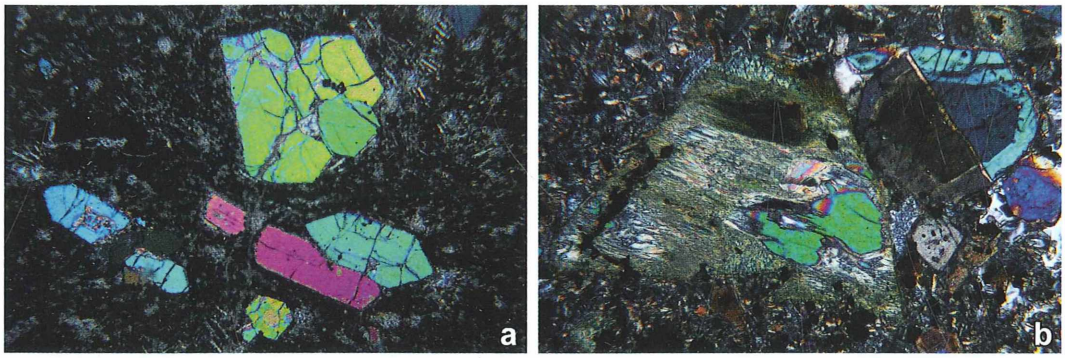


Abb. 5: Alteration von Olivin in vulkanischem Gestein (XPL-Beleuchtung). **a** Frische Olivinkristalle. **b** Umwandlung von Olivin in Serpentinit; nur ein kleiner Kern (grün) ist unverändert geblieben. Die Umwandlung betrifft lediglich die Olivine; der Augitkristall (blau) rechts erscheint völlig unangegriffen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://

Abb. 6: Fossilbruchstücke als Kerne von Limonit-Ooiden in Kalkstein. Fast der gesamte Limonit-Anteil des Gesteins ist an derartige geschichtete Körner oder Bruchstücke davon gebunden; die Matrix des Gesteins ist frei davon. Die Körner liegen jedoch so dicht, dass der Eisengehalt des Gesteins hoch genug war, um es als Erz abzubauen und zu verhütten.

Abschließende Betrachtungen

Im Lichte des oben geschilderten Aufwands ist der Anfänger vielleicht versucht, sich eine Art Fundstellenführer zu wünschen, in dem attraktive Dünnschliffe neben ihren Ursprungsgesteinen und deren Fundorten beschrieben werden. Ein derartiges Vorhaben würde jedoch nicht nur den Rahmen dieses Artikels sprengen, es wäre auch insofern sinnlos, als es das Interesse völlig unberechtigt auf eine Handvoll Proben konzentrieren würde. Wenn es jedoch gelungen sein sollte, dem Leser einen Ariadnefaden in die Hand zu geben, mit dem er sich selbst einen Weg in dieses weitgehend unerschlossene Teilgebiet der Amateurmikroskopie bahnen kann, ist das angestrebte Ziel erreicht. Die größte Hürde für die Beschäftigung mit Dünnschliffen dürfte für viele Mikroskopiker nicht so sehr in der aufwändigen Präparation liegen, vielmehr scheinen die meist von der Biologie herkommenden Amateure eine gewisse Scheu vor der Einarbeitung in ein zunächst fremdes Fachgebiet zu haben. Wenn man sich aber langsam von einfacher aufgebauten Proben zu den komplizierter zusammengesetzten Gesteinen vorarbeitet, werden die Erfolgserlebnisse nicht ausbleiben – die Klassifikation der Gesteine weist hier den Weg. Wer mit Fossilien anfängt, braucht noch nicht einmal unbedingt ein Polarisationsmikroskop mit Drehtisch oder Konoskopie-Einrichtung. Und wer tiefer einsteigen will, wird die wichtigsten Mineralien bereits anhand des kleinen Taschenbuches von Adams und MacKenzie (1994) bestimmen können, bevor er zu akademischer Bestimmungsliteratur greift (Tröger, 1969; Deer et al., 1992).

Last not least: Hat man die ersten Anlaufschwierigkeiten hinter sich, kann man ohne Übertreibung behaupten, dass sich eine völlig neue Welt eröffnet – mindestens ebenso faszinierend wie die Lebewelt im Wassertropfen und mit Sicherheit ebenso vielfältig. Es wird nicht lange dauern, bis man sich selbst dabei ertappt, bei einem Spaziergang den einen oder anderen unscheinbaren Steinbrocken aufzuheben, eindringlich zu mustern und sich zu fragen, ob die Präparation wohl lohnt ...

Literaturhinweise

Adams, A. E., MacKenzie, W. S.: A colour atlas of rocks and minerals in thin section. Manson Publishing, London 1994.

Adams, A. E., MacKenzie, W. S.: A colour atlas of carbonate sediments and rocks under the microscope. Manson Publishing, London 1998.

Deer, W. A., Howie, R. A., Zussman, J.: An introduction to the rock-forming minerals. Pearson, Harlow 1992.

Fürchtbauer, H.: Sedimente und Sedimentgesteine. Schweitzerbart, Stuttgart 1988.

Henningsen, D., Katzung, G.: Einführung in die Geologie Deutschlands. dtv Enke, Stuttgart 1992.

Humphries, D. W.: Methoden der Dünnschliffherstellung. Enke, Stuttgart 1994.

Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie, 2. Auflage. Frankh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2010.

Tröger, W. E.: Optische Eigenschaften und Bestimmung der wichtigsten gesteinsbildenden Minerale. In: Freund, H. (Hrsg.): Handbuch der Mikroskopie in der Technik, Bd. IV, 1. Umschau Verlag, Frankfurt a. M. 1955.

Tröger, W. E.: Optische Bestimmung der gesteinsbildenden Minerale, Teil 2, Textband. Schweitzerbart, Stuttgart 1969.

Vinx, R.: Gesteinsbestimmung im Gelände. Elsevier, München 2005.

Wimmenauer, W.: Petrographie der magmatischen und metamorphen Gesteine. Enke, Stuttgart 1985.

Weblink:

Geologische Landesämter (Bezugsquellen für geologische Karten):
http://www.bgr.de/geol_la/geol_la.htm

Verfasser: Dr. Holger Schimmel,
Mühlgasse 9A, 85748 Garching,
E-Mail: holger_schimmel@yahoo.de

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

Biomechanik von Flugsamen
Teil 6: Diasporen der Tamariske mit rasch reagierenden hygroskopischen Pappushaaren: Funktionsmorphologie – Ausbreitung – Bionik

Werner Nachtigall

Die Pappushaare der Tamariske spreizen sich bei Trockenheit im Dienste der Windverbreitung und legen sich in feuchter Luft sehr rasch zusammen. Signifikante Änderungen im Spreizgrad werden bereits während einer einzigen Sekunde erzielt. Das begünstigt die Landung, sobald die Diasporen in die Nähe feuchter Böden getrieben werden. Der eigenartige hygroskopische Mechanismus an der Basis der Pappus-Haare kann bionisch-technisch umgesetzt werden. Hierfür werden einige Vorstellungen entwickelt.

Die Diasporen der Tamariske (*Tamarix gallicus*) tragen, wie etwa die von *Taraxacum*, *Cirsium* und *Salix* (Nachtigall, 2009a–e) einen ausgeprägten Pappus (Abb. 1a). Dessen Flughaare besitzen allerdings eine sehr spezielle Eigentümlichkeit. Sie legen sich bei hoher Luftfeuchte vergleichsweise sehr rasch zusammen (Abb. 2a) und spreizen sich bei Trockenheit (Abb. 1b–i und 2b). Der Vorgang verläuft sehr viel rascher als beispielsweise beim – ebenfalls hygroskopischen – Löwenzahn-Pappus (Nachtigall, 2009b; Abb. 3). Entsprechend stärker modifiziert ist bei der Tamariske die Basis der Pappus-Haare (Abb. 2c, d). Der biologische Sinn liegt offenbar darin, einerseits bei trockenem Schönwetter ein Fallschirmchen zu formen, das jeder Windhauch verbreitet, andererseits über für das Anwachsen günstigen Feuchtstandorten Auftrieb zu verlieren und damit anlanden und dann nicht mehr aufgewirbelt werden zu können.

Funktionsmorphologie

Wie Schnepf (2010) mit polarisationsoptischen mikroskopischen Untersuchungen im MIKROKOSMOS dokumentiert hat, sind Samenhaare allgemein hygroskopisch. Die Basis dafür liegt in unterschiedlicher Orientierung der Zellulosefibrillen. Die Haare tragen auf einer Seite eine längsachsenparallele verdickte Leiste, in der die Fibrillen längs verlaufen, so dass sich die Leiste bei der Einlagerung von Wassermolekülen wohl etwas querdehnt, aber in der Länge nicht verändert („Widerlager"). Im Rest der Peripherie verlaufen die Fibrillen senkrecht zur Längsachse (radiär), so dass sich diese Teile bei Wassereinlagerung strecken. Dadurch verbiegt sich das Haar.

Bei *Tamarix* besteht die Abspreiz-Anlege-Einrichtung aus seriell hintereinandergeschalteten Elementen an der Basis eines jeden Flughaars (Abb. 2c). Technisch-funktionell können sie als seitlich und oben „offene Kästchen" einer elastischen, nicht oder wenig hygroskopischen Trägersubstanz abstrahiert werden, die an den drei offenen Seiten von einer hygroskopischen, zugfesten Membran abgedeckt werden, welche die Seitenwände verbindet (Abb. 4a). Bei geringer Luftfeuchtigkeit (Schönwetter) trocknet die sehr dünne Membran rasch aus und zieht die Querwände gegeneinander, während sich die elastische Basalwand verbiegt, aber nicht staucht (Abb. 4b). Somit kommt es zu einer einseitigen Verkrümmung der Basis (Abb. 4a→b). Durch die Hintereinanderschaltung der Biegeelemente addieren sich die Elementarbiegungen. Deshalb

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

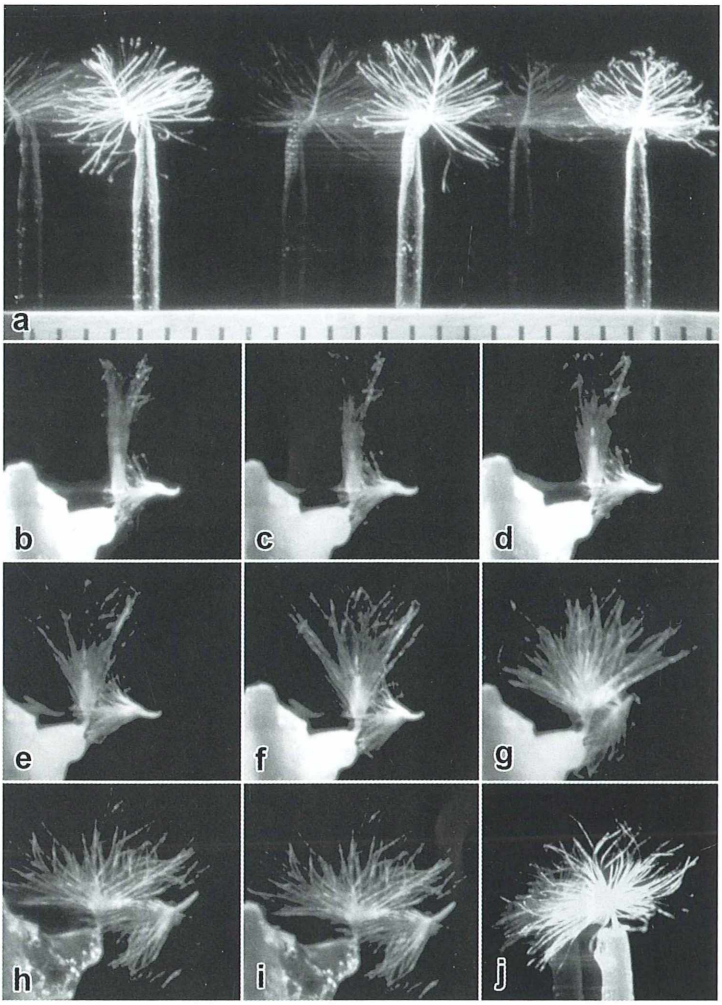


Abb. 1: Diasporen von *Tamarix gallica*.
a Drei Exemplare in trockenem Zustand, mit den Früchtchen an Nadeln geklebt. Doppelbelichtung.
b–i Öffnungsvorgang nach zweistündiger Aufbewahrung in einer Feuchten Kammer (nahe 100% relative Luftfeuchte); danach relative Luftfeuchte im Beobachtungsraum 70%. Sukzessives Öffnen, Bildabstand circa 3,5 s, Einzelbild-Belichtungszeit 1 s. Bereits deutliche Bewegung während der Belichtungszeit.
j Ein anderes trockenes Exemplar. Das sehr viel rascher ablaufende Schließen konnte nicht dokumentiert werden, da die Wände einer Feuchten Kammer sofort beschlagen.

verkrümmt sich die Basis stark (Abb. 2c) und das Fallschirmchen öffnet sich weit (Abb. 2b). Infolge der sehr dünnen Membran dauert eine merkliche Adaptation des Flughaar-Spreizgrades beispielsweise von fast 100% (Feuchte Kammer) auf 70% relativer Luftfeuchte lediglich 20–30 Sekunden (Abb. 1b–i). Selbst innerhalb einer Sekunde (Belichtungszeit von den Teilabbildungen 1b–i) sind deutliche Krümmungsänderungen auszumachen.
Das umgekehrte Schließen bei zunehmender Feuchtigkeit geht noch viel schneller, dauert nur 1–2 Sekunden. Man kann sich davon bei schwacher mikroskopischer Vergrößerung überzeugen, wenn man eine Diaspore mit einem Mini-Klebetröpfchen an der Frucht auf einen Objektträger fixiert und leicht anhaucht. Schon im Moment des Anhauchens krümmen sich die Härchen zusammen.

Sinkversuche

Mit der bei Nachtigall (2009a) beschriebenen Versuchseinrichtung wurden zur Bestimmung der Sinkgeschwindigkeit Sinkversuche unter stroboskopischer Beleuchtung durchgeführt. Mit Diasporen, deren Pappus nach Aufbewahrung in trockener Umgebung stark gespreizt ist, war das kein Problem. Nach Lagerung der gleichen Diasporen in einer Feuchten Kammer, wo sie sich schopfartig zusammenlegen, waren sie aber selbst bei sehr fixer Arbeit im Fallapparat wieder teilgespreizt. So mussten Konfiguratio-

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

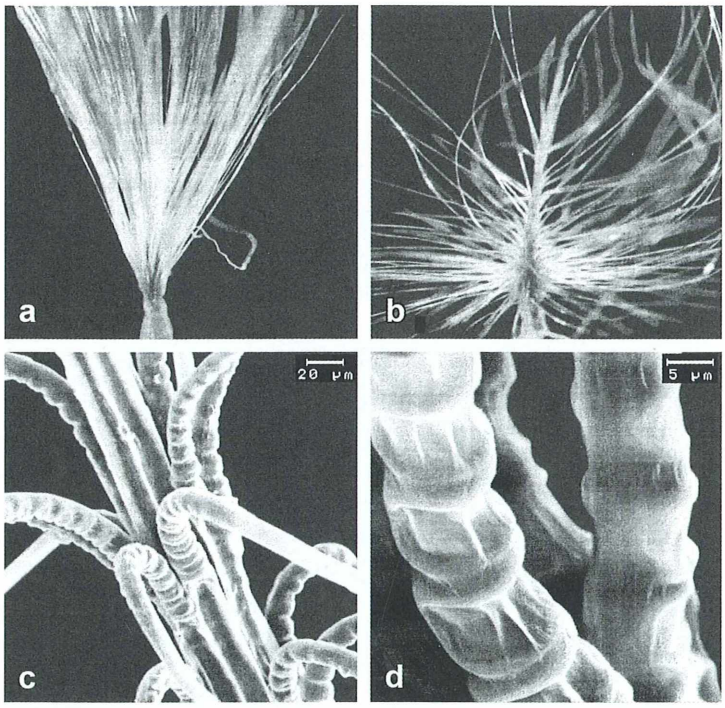
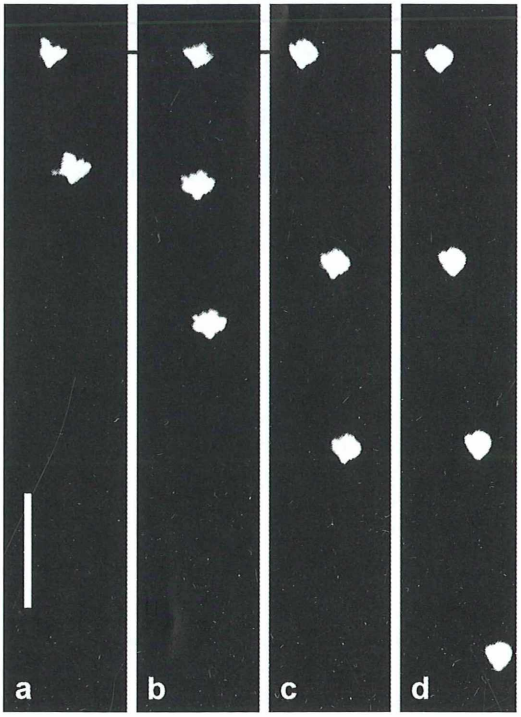


Abb. 2: Biologische Krümmungs-Verstelleinrichtung mit hygroskopischen, seriellen Elementen an der Basis der Pappus-Haare der Diaspore von *Tamarix gallica*. **a**, **b** Makro, kurz nach Entnahme aus der Feuchten Kammer (a) und 30 s danach (b) bei circa 60% relativer Luftfeuchte. **c**, **d** Rasterelektronenmikroskopie (REM) (vollständig getrocknet). c Biegeregionen an der Basis einiger Flughaare. d Einzelne Biegeregionen. REM-Aufnahmen A. Wisser, Saarbrücken.



nen analysiert werden, die sich zufällig eingestellt hatten. Beispiele sind in der Abbildung 3 zusammengestellt.

Für „trocken" (Basis-Spreizwinkel ≥ 160°) ergab sich danach für die Sinkgeschwindigkeit ein Probenwert von v_{sink} = 9,82 ± 1,04 cm s^{-1} (±10,59%; zwei Diasporen, n = 3). Für „teilfeucht" (Basis-Spreizwinkel ca. 80°) ergab sich mit v_{sink} = 15,31 ± 0,92 cm s^{-1} (±6,01%; zwei Diasporen, n = 5) trotz des geringen Messumfangs ein um 56% signifikant höherer Probenwert. Weitere Versuchsansätze wurden nicht quantitativ analysiert, sondern nur qualitativ verglichen. In ausnahmslos allen Fällen

Abb. 3: Beispiele für Sinkversuche. 1. Registrierungsbeginn auf gleiche Höhe gebracht, Störendes entfernt. Fotogramme.
a, **b** Zwei Diasporen trocken, Basiswinkel circa 160°.
c, **d** Die gleichen zwei Diasporen, nach Aufenthalt in Feuchter Kammer noch teilfeucht, Basiswinkel circa 80°.
b, c sinken schneller ab als a, b.
Balken bei a: 2 cm in der Natur. Blitzfrequenz 5,29 s^{-1}.
Zu Kenndaten siehe Text.

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

war die Sinkgeschwindigkeit bei merklich kleinerem Spreizwinkel (Feuchteeffekt) merklich größer.
Das spricht für die eingangs geäußerte Annahme, dass die Diasporen schneller anlanden können, wenn sie in Kontakt mit bodennahen feuchten Luftschichten kommen, wobei ein signifikanter Anstieg bereits innerhalb einer einzigen Sekunde vonstatten gehen kann.

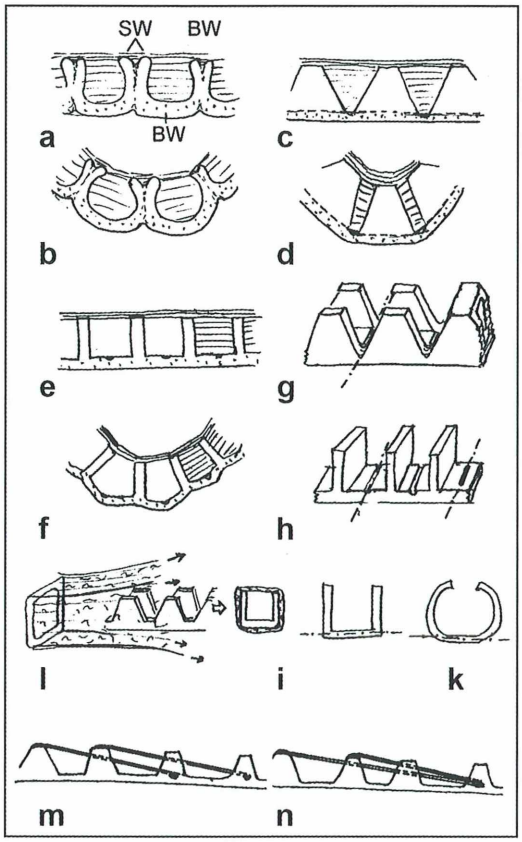


Abb. 4: Schemata der Wirkungsweise der hygroskopischen Krümmungs-Verstelleinrichtung an der Flughaarbasis von *Tamarix gallica* **(a, b)** und bionisch-technische Abstraktionen **(c–n)**, bei feuchter Luft (a, c, e) und bei trockener Luft (b, d, f). Bei f links nur Decken-Zugband aus hygroskopischem Material, rechts zusätzlich auch Seitenbänder. Seitansichten. Elastische Basiswand BW punktiert, Seitwände SW hell, hygroskopische Membran liniert. g, h Blockdiagramme möglicher Trägereinrichtungen; Biegeachsen strichpunktiert, g, h links Kerbe, rechts Langloch; h entspricht e. i, k Querschnitte möglicher Trägereinrichtungen, Biegeachsen strichpunktiert. l Überziehen einer Trägereinrichtung mit einer aus einer Ringdüse austretenden, aufschrumpfenden und/oder aufklebenden hygroskopischen Membran. m, n Hygroskopisch aktive Spannbänder, die über mehrere Elemente zu unterschiedlichen Punkten (m) oder zu einem Punkt (n) führen.

Bionik, Technische Umsetzung

Hygroskopisch aktivierte Biege-, Verstell- und Schalteinrichtungen werden in der Technik kaum benutzt, es sei denn als bei Feuchtigkeit sich verlängernde oder entdrillende Saiten in Hygrometern oder Wetterhäuschen. Für automatisch betätigte Lüftungseinrichtungen, beispielsweise bei Kleingewächshäusern, werden üblicherweise Bimetall-Streifen verwendet, die bei Innentemperatur-Anstieg öffnen und somit unpraktischerweise die eigentlich relevante Stellgröße „Feuchtigkeit" nur mitregulieren. Gesucht wird also eine bei Feuchteschwankungen rasch reagierende und stark sich verstellende technische Einrichtung, die eine *direkte* (statt der indirekten) Feuchteregulierung beispielsweise für Kleingewächshäuser bewerkstelligt.
Dafür könnte das *Tamarix*-Pappushaar Anregungen geben, nämlich für technische Stellsysteme, die auf einer Mehrzahl in Serie geschalteter hygroskopischer Einzelelemente beruhen, deren Elementarverbiegung bei Feuchteschwankungen sich zu größeren Gesamtverbiegungen aufaddieren. Die folgenden Kurzausführungen wären beispielsweise für eine Gebrauchsmusteranmeldung geeignet.
Die Abbildungen 5a und b zeigen einen Demonstrator.
Das Prinzip wäre geeignet für die Umsetzung von Feuchteschwankungen in technisch nutzbare Bewegungen durch Nutzung der hygroskopischen Verbiegung eines stabartigen Systems, wobei die Empfindlichkeit und der Biegegrad durch Variation der Geometrie und/oder der Zahl der in Serie geschalteten Einzelelemente angepasst werden könnte. Bei Verwendung dünner hygroskopischer Membranen wären in direkter Abstraktion rasch arbeitende Zugsysteme realisierbar (z. B. Abb. 4, e→f). Bei Überspannen mehrerer Einzelelemente mit hygroskopisch aktiven Bändern, die zu einem (Abb. 4n) oder zu mehreren Punkten (Abb. 4m) geführt werden, wäre eine Amplitudenvergrößerung möglich. Bei Ausfüllung der Kästchen-Lumina mit einer hygroskopischen Masse – oder (in umgekehrter Reaktionsweise) Verwen-

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

dung eines hygroskopisch aktiven Trägers und keiner oder einer hygroskopisch inerten Kästchenfüllung – wären in weiterführender Abstraktion langsamer arbeitende Zug-Druck-Systeme (z. B. Abb. 6a→b und c→d) zu realisieren.

Das Prinzip könnte gewerbliche Anwendung finden beispielsweise zur luftfeuchtegesteuerten Lüftungsfensterbewegung (Abb. 6 a→b) oder Lüftungsklappenkrümmung (Abb. 6c→d) in Kleingewächshäusern, zur luftfeuchtegesteuerten Betätigung von Ein- und Ausschaltern (Abb. 6e), als Stellglied für dann einfach zu konstruierende Hygrometer (Abb. 6f) oder Einfachsthygrometer, die nur aus feststehendem Zeiger und Skala bestehen (Abb. 6g).

Die technologische Fertigung derartiger stabförmiger hygroskopisch gesteuerter Biegeelemente auf Zug-Basis könnte dadurch geschehen, dass ein U-förmiges (Abb. 4i) oder abgestumpft offen-kreisförmiges (Abb. 4k), hygroskopisch inertes Kunststoffprofil mit seitlich geschlitzten Querwänden (Abb. 4g) oder ein zahnriemenartiges derartiges Profil (Abb. 4h) nur oben (Abb. 4e links) oder auch an den Seiten (Abb. 4e rechts und c) mit einer hygroskopisch aktiven Membran beklebt wird, oder dass ein derartiges Profil zur Gänze mit einer aus einer Extrusionsdüse gezogenen, vorzugsweise anklebenden, hygroskopisch aktiven Umhüllung überzogen wird (Abb. 4l).

Entsprechende Elemente auf Zug-Druck-Basis müssten in den Kästchen oder Längsnuten des hygroskopisch inerten Trägers hygroskopisch aktive Substanzen eingeklebt oder eingepresst erhalten, wobei sicherere trapezförmige Schlitze im Guss- oder Schneideverfahren erzeugt werden können. Auch hygroskopisch aktive Träger

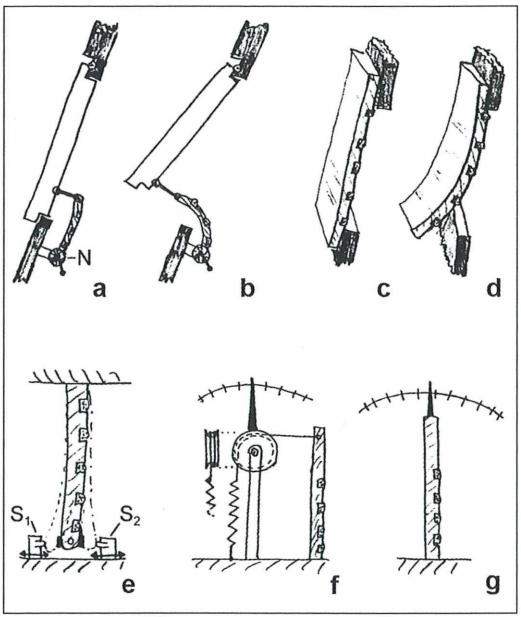


Abb. 6: Anwendungsmöglichkeiten (unter Verwendung des Systems von Abb. 4a–c).
a, **b** Öffnung eines Schrägdachfensters eines Gewächshauses bei steigender Innenluft-Feuchtigkeit. N Nullpunkteinstellung (Knebel mit Skala).
c, **d** Scharnierfreie Überdeckung einer Schrägdachöffnung eines Gewächshauses, arbeitend wie a, b.
e Einstellbare Aus- oder Einschaltung S1 und S2 bei höherer und geringerer Feuchtigkeit.
f Einfaches Hygrometer unter Benutzung einer Gegenfeder.
g Noch einfacheres Hygrometer, bestehend nur aus feststehendem Zeiger und Skala.

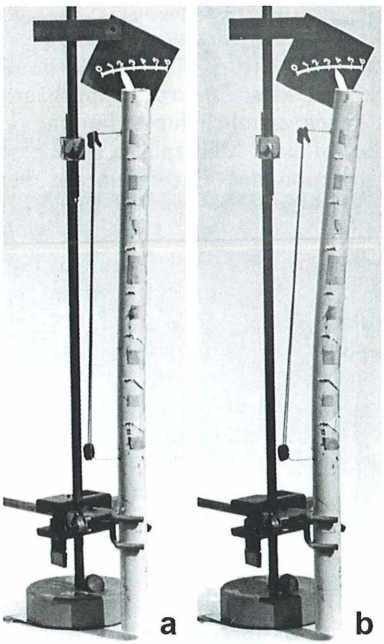


Abb. 5: Demonstrationsmodell. Bestehend aus einem PVC-Rundrohr (Durchmesser 2,5 cm, Höhe 50 cm), eingeschnitten nach Abbildung 4g, k (wegen der ungenügenden Eigenelastizität des Materials mit Rückhol-Spanngummi) und überklebt mit einer Zellophan-Folie (wegen der mäßigen Hygroskopie des Materials nur geringe Abbiegungen).
a Bei 75% relativer Feuchte. **b** Bei 50% relativer Feuchte.

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

und hygroskopisch nicht aktive Füllungen sind vorstellbar und könnten in gleicher Weise gefertigt werden.

Danksagungen

Der Autor dankt der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz für Arbeitsmöglichkeiten sowie Herrn Dr. A. Wisser, Saarbrücken, für die REM-Aufnahmen und die Tafelanordnung der Abbildungen 1 und 2 und Herrn Prof. Dr. R. Mues, Saarbrücken, für Bestimmungshilfen.

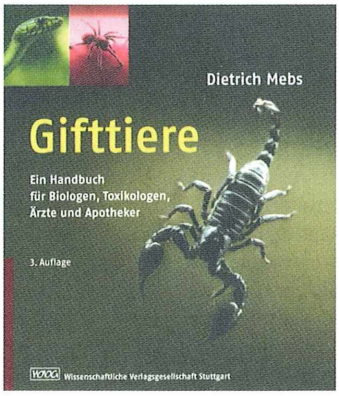
Literaturhinweise

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 1: Mikrostrukturierung und Verringerung der Sinkgeschwindigkeit der Fallschirmchen des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 153–158 (2009a).
Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 2: Stabilität und Verbreitung der Fallschirmchen des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 198–205 (2009b).
Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 3: Die Federbällchen der Kratzdistel als Meister der Windverbreitung. Mikrokosmos 98, 266–271 (2009c).
Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 4: Strömungseffekte am Pappus und seinen Flughaaren bei Löwenzahn und Kratzdistel. Mikrokosmos 98, 352–358 (2009d).
Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 5: Absinken von pappustragenden Diasporen geringer Flächenbelastung. Beispiel Weide, *Salix* spec. Mikrokosmos 100, 14–18 (2011).
Schnepf, E.: Flughaare von Samen und Früchten und die Textur ihrer Zellwände. Teil 1: Samenhaare. Mikrokosmos 99, 157–162 (2010).

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

Buchbesprechung

Mebs, D.: Gifttiere – Ein Handbuch für Biologen, Toxikologen, Ärzte und Apotheker, 3. Auflage. Wissenschaftliche Verlagsgesellschaft, Stuttgart 2010, 420 Seiten, über 500 meist mehrfarbige Abbildungen sowie 35 Formelzeichnungen, gebunden, Großformat, € 78,00, ISBN 978-3-8047-2510-2.



Das nun in dritter Auflage vorliegende Buch kann mit Fug und Recht ein Standardwerk zum Thema *Giftküche der Tiere* genannt werden.
Nach einer generellen Einleitung, welche Grundlagen zu giftigen Stoffen tierischen Ursprungs vermittelt, werden die entsprechenden Organismen aufgegliedert nach aktiv und passiv giftigen Meerestieren sowie nach giftigen Wirbellosen und Wirbeltieren des Festlandes behandelt.
Jedes Kapitel umreißt zunächst die generelle Biologie des jeweils besprochenen Organismus, um sich dann bald auf seine giftigen Aspekte zu konzentrieren: Gifte (vielfach durch chemische Strukturformeln illustriert), Vergiftungsumstände, Giftapparate und weitere Besonderheiten werden erläutert. In einem Kastentext *Therapie* werden entsprechende Behandlungshinweise gegeben und das Kapitel *Fallbeispiele* berichtet über aktuelle Vergiftungsfälle. Abgeschlossen werden die Kapitel jeweils mit einer eigenen, spezifischen Bibliographie.
Jedem, der sich für die spannende Thematik *Gifttiere* begeistern kann, sei dieses Buch wärmstens empfohlen. Es gibt auf dem deutschsprachigen Büchermarkt wohl kaum eine umfassendere und kompetentere Zusammenstellung als das vorliegende Werk, welches sich nicht zuletzt auch wegen seiner hohen Druckqualität und seiner soliden Fertigung auszeichnet.

Klaus Hausmann, Berlin

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

Mikroskopische Untersuchung von Nektarhefen und anderen Hefepilzen

Siegfried Hoc

Die klassische Formulierung „Hefen sind einzellige Chlorophyll-freie Mikroorganismen, die sich durch Sprossung vermehren und durch Gärung Zucker in Alkohol und Kohlendioxyd umwandeln," ist heute überholt. Diese Charakterisierung gilt nur für einige Hefen wie die Bäckerhefe. Es gibt Hefen, die sich wie Bakterien durch Teilung vermehren, und es gibt Myzel-bildende Hefen. Nur wenige von den gut 600 bekannten Hefearten vermögen Alkohol zu bilden. Ein sehr schwaches Gärungspotential besitzen die Nektarhefen in den Blüten. Viele Hefen sind einfach zu bekommen und auch ohne spezielle Präparationstechniken im Mikroskop gut zu beobachten.

Die Bezeichnung Hefe kommt aus dem mittelhochdeutschen Wort „heffe", was soviel wie Leben bedeutete und wohl den auf jeder gärenden Flüssigkeit sich erhebenden Schaum bezeichnete. Hefen (Saccharomycetaceae) sind Pilze, die eine taxonomische Beziehung zu Schlauchpilzen (Ascomycetes) haben. Hefezellen sind nur 5 bis 7 µm lang, sind hoch organisiert, besitzen eine Zellwand, ein Cytoplasma mit verschiedenen Einschlüssen und Organellen und einen Zellkern. Sie vermehren sich durch Sprossung (Sprosspilze), können aber auch Blastosporen [entwickeln sich durch Sprossung (Knospung)], Pseudomyzel (Ketten von Sprosszellen), Arthrosporen (Gliederstücke einer Hyphe), echte septierte Myzelien (ohne Einschnürungen und mit Querwänden), Ascosporen (intrazelluläre Sexualsporen) und Chlamydosporen (entstehen auf nährstoffarmen Medien wie Reisagar) bilden. Ein echtes Myzel entwickelt beispielsweise der Milchschimmel (*Geotrichum candidum*), der in Arthrosporen zerfallen kann. Sein Myzel wird leicht mit einem Pseudomyzel verwechselt, bildet jedoch niemals Blastosporen.

Nektarhefen (Kreuzhefen)

Vor rund 100 Jahren wurden in Blütennektar eigenartige keulig-langgestreckte, an Hefen erinnernde Zellen entdeckt, die sich durch Sprossung vermehren. Einige Jahre später konnten diese Mikroorganismen isoliert und in Reinkultur gezüchtet werden. Man nannte sie zunächst *Anthomyces* (griech. Blütenpilz) und ihrem Entdecker Reukauf zu Ehren *reukaufi*. Später wurden sie in *Nectaromyces* umbenannt. Lodder (1952) gab dem Mikroorganismus den endgültigen Namen *Candida reukaufi*.

Im Nektar wächst dieser Hefepilz in der typischen Form mit lang-ellipsoiden Zellen, die sich bei Sprossung kreuzartig anordnen (Kreuzhefen). Vermehren lassen sich diese Hefen in abgekochter 20%iger Honiglösung. Aus den unteren Blütenenden einer Weißen Taubnessel (*Lamium album*), wo sich der Nektar befindet, sind sie leicht zu gewinnen und können in ein Nährmedium überimpft werden. Werden die Blütenenden auf einem Objektträger ausgedrückt, so kann man in der gewonnenen kleinen Flüssigkeitsmenge die Nektarhefen direkt mikroskopieren. Jedoch nicht alle Taubnesselblüten beherbergen zu jeder Zeit Nektarhefen. Nur wenn sie von nektarsaugenden Hautflüglern wie Hummeln oder Bienen besucht wurden, kann man die Hefen finden.

Züchten lässt sich *C. reukaufi* auch auf einem Agar-Nährboden: 100 ml filtrierte Abkochung eines Würfels Bäckerhefe, 15 g Glukose (Traubenzucker) und 2 g Agar aufkochen und die Lösung in sterilisierten Petrischalen erkalten lassen. Danach die Platten mit den Blütenenden der Taubnessel beimpfen. In wenigen Tagen bei Zimmertemperatur wachsen grauweiße schleimig-glänzende Kolonien. Ein Ausstrich davon auf einem Objektträger lässt bei 400facher Ver-

größerung die keulenförmigen Zellen in der typischen Kreuzform erkennen.

Nektarhefen haben eine nur sehr schwache Gärleistung. Das hängt mit ihrem Vorkommen zusammen. Würde nämlich der Nektar in den Blüten in nennenswertem Maße zu Alkohol umgewandelt, so hätte er keine Anziehungskraft auf Hummeln und Bienen. Die harte Jahreszeit überdauern die Nektarhefen im Magen von Bienen und Hummelköniginnen.

Im Nektar von Blüten kommen auch andere Hefearten vor, vor allem aus den Gattungen *Torulopsis*, *Candida* und *Rhodotorula*. Auch der Bienenhonig ist reich an Hefezellen. Hier sind es überwiegend Vertreter der Gattung *Zygosaccharomyces*. Alle diese Hefearten haben

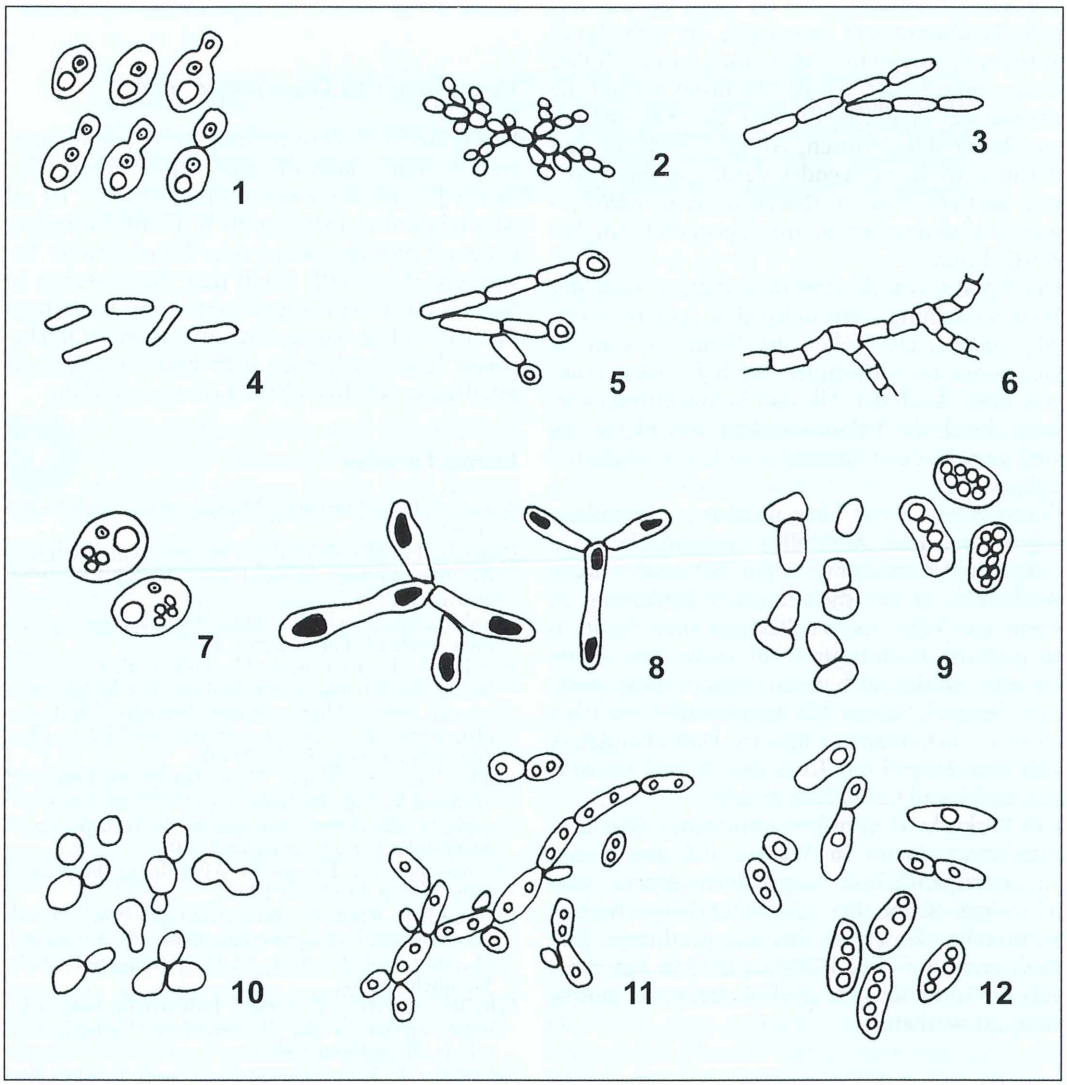


Abb. 1: Bäckerhefe *Saccharomyces cerevisiae*: Zellsprossung. – **Abb. 2:** *Saccharomyces cerevisiae*: Sprossketten, Pseudomyzel. – **Abb. 3:** Pseudomyzel: Ketten von Sprosszellen. – **Abb. 4:** Arthrosporen: Gliederstücke einer Hyphe. – **Abb. 5:** Chlamydosporen: Bildung auf nährstoffarmen Medien wie Reisagar. – **Abb. 6:** Echtes Myzel: Ohne Einschnürungen und mit Querwänden. – **Abb. 7:** Ascosporen: Intrazelluläre Sexualsporen. – **Abb. 8:** Nektarhefen (*Candida reukaufi*). – **Abb. 9:** *Saccharomyces octosporus*, eine Spalthefe. Die Sporenschläuche tragen gewöhnlich acht Sporen. – **Abb. 10:** Bierhefe *Saccaromyces carlsbergensis*. – **Abb. 11:** Futterhefe *Candida utilis* mit Pseudomyzel. – **Abb. 12:** *Saccharomycodes ludwigii*. Die zitronenförmigen Hefezellen bilden Sporenschläuche mit Ascosporen.

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

rundliche bis ovale Zellen und bilden keine Kreuzformen aus.

Bäcker-, Bier- und Futterhefen

Die in der Bevölkerung bekannten Hefearten verwandeln alle Zucker in Alkohol und Kohlendioxyd. Am bekanntesten ist wohl die Bäckerhefe *Saccharomyces cerevisiae*, die sich durch Sprossung fortpflanzt aber auch intrazelluläre Ascosporen bildet. Sie ist mit ihren Rassen die obergärige Bierhefe, die bei der Herstellung von Weizenbier, Kölsch, Altbier, Malzbier und Berliner Weiße verwendet wird. Die untergärigen Bierhefe-Rassen (*Saccaromyces carlsbergensis*) sind dagegen in ihrer Sporenbildung beeinträchtigt.
Die Rassen von *S. cerevisiae* dienen auch der Weinherstellung, zum Beispiel *S. cerevisiae* var. *ellipsoideus*. Die Zellen der Weinhefe sind im Gegensatz zur eiförmigen Bierhefe etwas langgestreckt. Auch der Alkohol in Spirituosen entsteht durch die Lebenstätigkeit von Hefen. Es sind verschiedene Stämme von *S. cerevisiae* beteiligt.
Große Mengen von Hefe werden als Futterhefe eingesetzt. Dieses wertvolle, vitaminreiche Nahrungsmittel dient nicht nur der Tierernährung, es wird auch in der menschlichen Ernährung in Form von vegetarischen Pasteten und Zusätzen zu anderen Nahrungsmitteln verwendet. Hefeextrakte werden auch vielen Fertigprodukten wie zum Beispiel Suppen als Geschmacksverstärker anstelle von Glutamat zugesetzt. Dabei handelt es sich zum Beispiel um *Torulopsis* (*Candida*) *utilis* var. *major* und *Candida tropicalis*.
Um Bäckerhefe zu mikroskopieren, schwemmt man etwa davon in Wasser auf und bringt einen Tropfen dieser Suspension auf einen Objektträger. Schon bei 400facher Vergrößerung kann man die Hefezellen gut studieren. Der Bodensatz von Hefe-Weißbier besteht aus Hefezellen und kann ohne großen Aufwand mikroskopiert werden.

Andere Hefearten

Sehr verbreitet auf in Gärung übergegangene Johannisbeeren und Stachelbeeren ist die zitronenförmige Hefeart *Hansenia apiculata* (*Saccharomycodes lidwigii*). In Ausstrichen von zerdrückten Schildläusen ist *Hansenia apiculata parasitica* häufig zu finden. Unterwirft man Korinthen oder Sultaninen der Gärung, ist meistens *Schizosaccharomyces octosporus* zu finden. Es handelt sich um eine Spalthefe, die sich nicht durch Sprossung, sondern durch Abspalten neuer Zellen vermehrt (Querteilung). Das weiße Myzel des Milchschimmels *Geotrichum candidum*, früher als *Oidium lactis* bezeichnet, bildet sich mit etwas Glück auf der Oberfläche saurer Milch.

Herstellung von Dauerpräparaten

Um gefärbte Dauerpräparate von Hefen herzustellen, fixiert man die Zellen in Pfeiffer's Gemisch [10 ml 40%iges Formaldehyd + 10 ml Methylalkohol (Methanol) + 10 ml Holzessig (Acetum pyrolignosum) oder konzentrierte Essigsäure (Eisessig)]. Nach dem Auswaschen in Wasser färbt man beispielsweise mit basischem Fuchsin. Hefe-Ausstriche auf einem Objektträger lassen sich nach dem Fixieren auch mit alkalischer Methylenblau-Lösung anfärben.

Literaturhinweise

Bukatsch, F.: Nektarhefen. Mikrokosmos 50, 378–380 (1961).
Dittrich, H. H.: Bakterien, Hefen, Schimmelpilze. Kosmos Verlag, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1975.
Glaubitz, M., Koch, R.: Atlas der Gärungsorganismen. Verlag P. Parey, Berlin 1958.
Hawker, L. E., Linton, A. H., Folkes, B. F., Carlile, M. J.: Einführung in die Biologie der Mikroorganismen. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1962.
Kudrijanzew, W. I.: Die Systematik der Hefen. Akademischer Verlag, Berlin 1960.
Müller, G.: Die Hefen. Neue Brehm-Bücherei. A. Ziemsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt 1961.
Narziß, L.: Abriß der Bierbrauerei. 4. Auflage. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1980.
Niethammer, A.: Technische Mykologie. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1947.
Rehm, H.-J., Reed, G.: Biotechnology. Vol. 7: Products of secondary metabolism (vol. eds. Kleinkauf, H., von Döhren, H.), VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1997.
Schaller, H., Gruss, P. (Hrsg.): Industrielle Mikrobiologie. Spektrum der Wissenschaft Verlagsgesellschaft, Heidelberg 1984.
Schömmer, F.: Kryptogamen-Praktikum. Kosmos Verlag, Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1949.
Strasburger, E.: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen. 30. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.
Troost, G.: Die Technologie des Weines. Verlag Ulmer, Stuttgart 1959.

Verfasser: Dipl. Biol. Siegfried Hoc, Donaustraße 1a, 82140 Olching, E-Mail: Siegfried-Hoc@t-online.de

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

Selaginella – Moosfarn mit anatomischen und cytologischen Besonderheiten
Teil 2: Blatt und Ligula

Eberhard Schnepf

Nachdem im ersten Teil dieser kleinen Reihe der Spross von *Selaginella* und seine anatomischen und cytologischen Besonderheiten beschrieben wurden (Schnepf, 2011), sollen nun die Blätter mit ihren Chloroplasten, ihrem eigenartigen Xylem im Blattnerv und ihren Verkieselungen vorgestellt werden. Weiterhin wird die Ligula beschrieben, ein chlorophyllfreies, schuppenförmiges Organ, das vielleicht hauptsächlich der Wasseraufnahme dient.

Die Selaginellen haben zwei verschiedene Blattformen (Bresinsky, 2002). Die dorsiventralen Sprosse tragen zwei Reihen von kleinen, schuppenartigen Dorsalblättern und zwei Reihen von größeren Ventralblättern, die seitlich abstehen. Beide Blattformen sind ganz ähnlich aufgebaut; beide haben nur einen in der Blattmitte verlaufenden, unverzweigten Nerv.

Die Epidermis der Blattoberseite besteht aus so genannten Trichterzellen. Diese sind in Aufsicht isodiametrisch, meistens sechseckig (Abb. 1), und werden zum Blattinneren hin trichterförmig schmaler. So entstehen hier lufterfüllte Interzellularräume. Die Epidermiszellen enthalten jeweils einen einzigen, großen, napfförmigen Chloroplasten. In Abbildung 1 steht er in der Schwachlicht-Position an der Außenseite der Zelle. Bei Beleuchtung mit Starklicht wird er an eine Seitenwand verlagert (Schnepf, 2004). In den oberen Epidermiszellen sind am Blattansatz die grünen Bereiche der Chloroplasten in einzelne Portionen aufgeteilt.

Die Zellen der unteren Epidermis scheinen mehrere Chloroplasten zu haben (Abb. 2). Wahrscheinlich sind sie aber auch hier durch nicht-grüne Plastidenbereiche getrennte Teile eines einzigen Chloroplasten. Die Zellen selbst sind länglich und haben wellige antiklinale Wände. In den randlichen Blattbezirken grenzen die Zellen der oberen Epidermis unmittelbar an die der unteren, wobei dazwischen viel lufterfüllter Interzellularraum liegt. In den mehr zentralen Blattbezirken liegt ein Schwammparenchym zwischen den beiden Epidermen (Abb. 3). In dessen Zellen gibt es mehrere kugelige bis linsenförmige Chloroplasten. Sie bilden manchmal wie die Chloroplasten im Spross perlenketten-artige Aggregate, sind also vermutlich ebenfalls Teile eines einzigen, großen Chloroplasten. Bei einigen *Selaginella*-Arten ist auch ein Palisadenparenchym ausgebildet (Bresinsky, 2002).

Auf der Blattunterseite liegen die Spaltöffnungen (Abb. 4) in einem Band über dem Blattnerv und sind exakt ausgerichtet: Der Spalt liegt immer parallel zum Nerv. Die Interzellularen unter den Spaltöffnungen sind Teil des gut entwickelten Interzellularsystems des Blattes.

Während im Spross nur Teile von Zellwänden verkieselt sind (Schnepf, 2011), sind es im Blatt ganze Zellwände, häufig in Form von Noppen. Das sieht man besonders deutlich nach Aufhellung mit Phenol. Bei *S. martensii* sind die Wände der Zellen am Blattrand und die Haare, besonders die Haarspitzen, verkieselt (Abb. 5). Die Beschreibung dieser Verkieselung durch Küster (1956) ist nicht ganz korrekt. Aber auch die Wände anderer Zellen können verkieselt sein, wie beispielsweise in der unteren Epidermis (Abb. 6). Außerdem gibt es hier (Abb. 7) wie im Schwammparenchym (Abb. 8) Zellen,

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

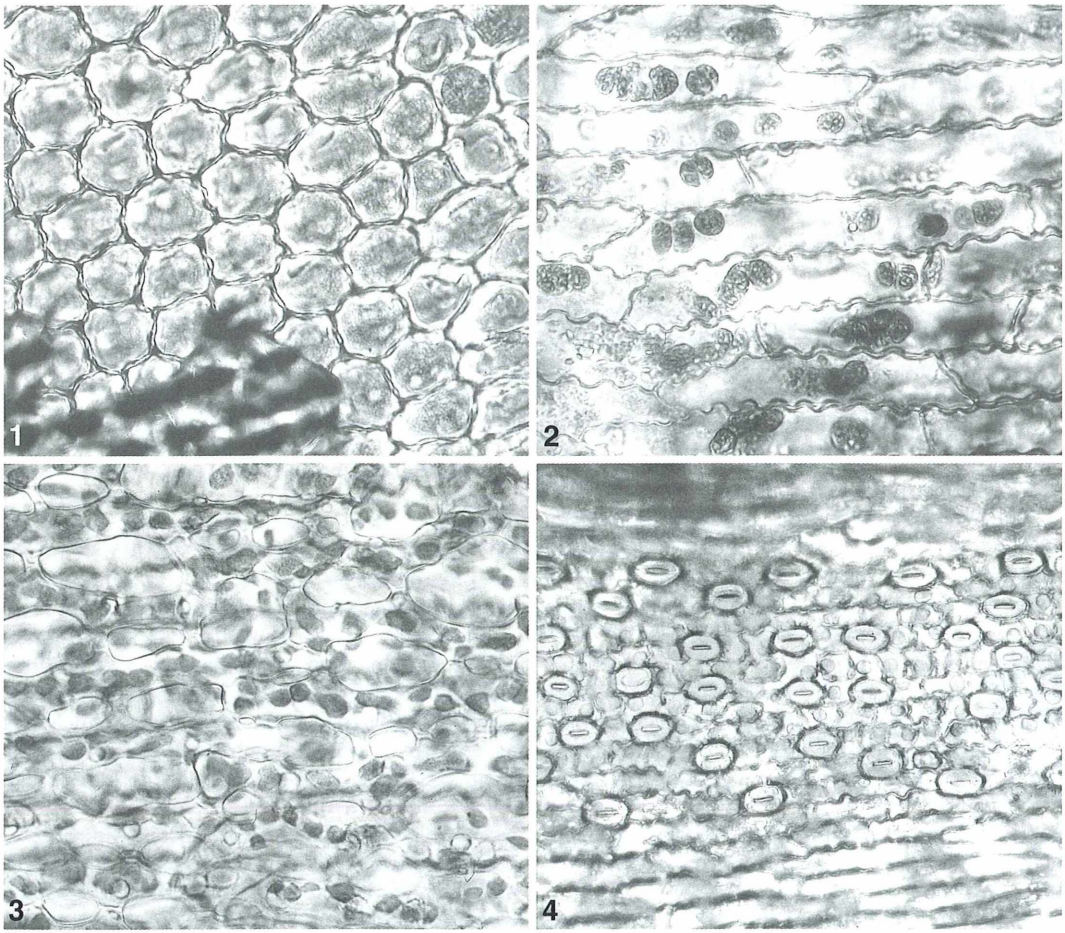


Abb. 1–4: *S. martensii,* unbehandelt. – **Abb. 1:** Aufsicht auf die obere Blattepidermis. Chloroplasten in Schwachlichtstellung. Unten links: Luft in den Interzellularräumen zwischen oberer und unterer Epidermis. Vergr. 510fach. – **Abb. 2:** Aufsicht auf die untere Blattepidermis. Mehrere (?) Chloroplasten pro Zelle. Vergr. 460fach. – **Abb. 3:** Schwammparenchym. Vergr. 430fach. – **Abb. 4:** Blattunterseite. Die Spaltöffnungen bilden ein Band, das über dem Blattnerv liegt. Vergr. 170fach.

bei denen auch das Lumen teilweise verkieselt ist.

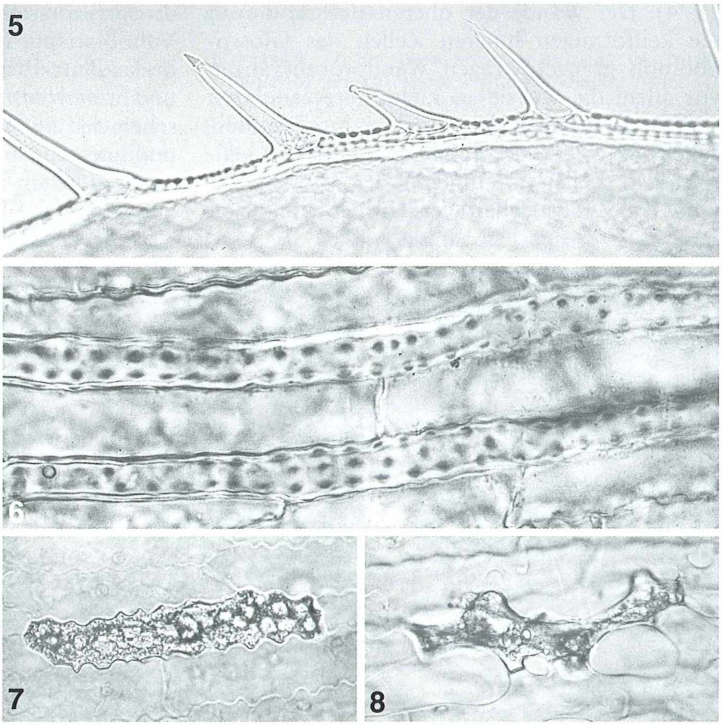
Das Xylem im Blattnerv besteht aus Tracheiden. Der Tracheidenstrang besteht in der Blattbasis nur aus wenigen, dünnen Tracheiden (Abb. 9). Zur Blattspitze hin werden die dünnen Tracheiden von kürzeren, dickeren Tracheiden begleitet, die schließlich das Ende des Nervs bilden (Abb. 10). Die Frage, welche Bedeutung diese kurzen, dicken Tracheiden haben, kann ich nicht beantworten.

Wenn man ein Blättchen in Phenol erhitzt, füllen sich anfangs die Tracheiden teilweise mit Luft, vor allem im vorderen Bereich des Blattes (Abb. 11). Luft bleibt auch in den Interzellularräumen, die das Leitbündel umgeben.

Die Ligula

Am Blattansatz sitzt adaxial die Ligula (Abb. 12 und 13), eine kleine, chlorophyllfreie Schuppe. Sie hat keine Chlorophyll führenden Plastiden, aber Leukoplasten ohne Grana (Lerbs, 1974). Sie unterscheidet sich in ihrem Bau etwas bei den verschiedenen Selaginellen, besteht aber immer aus drei Zonen. Den Apex

Abb. 5–8: *S. martensii*. – **Abb. 5:** Verkieselung der Haare und der Zellen am Blattrand. Phenol. Vergr. 200fach. – **Abb. 6:** Noppenförmige Verkieselungen der Außenwände von Epidermiszellen der Blattunterseite. Unbehandelt. Vergr. 450fach. – **Abb. 7:** Verkieselte Zelle der unteren Epidermis. Phenol. Vergr. 300fach. – **Abb. 8:** Verkieselte Zelle des Schwammparenchyms. Phenol. Vergr. 300fach.



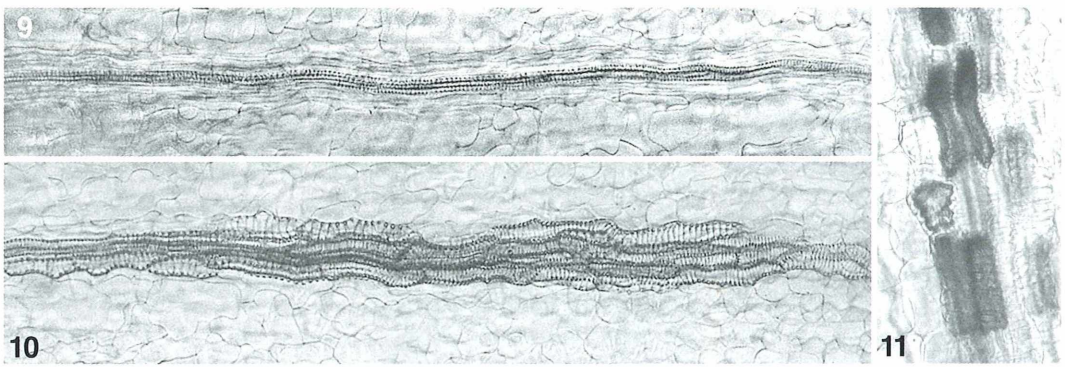


Abb. 9–11: *S. kraussiana*, Phenol. – **Abb. 9:** Blattnerv in der Blattbasis. Vergr. 250fach. – **Abb. 10:** Blattnerv in der Blattspitze. Spitze rechts. Vergr. 250fach. – **Abb. 11:** Blattnerv in der Blattspitze. Luft in den Tracheiden nach Erhitzen in Phenol. Vergr. 360fach.

bilden bei *S. martensii* und *S. krausssiana* relativ plasmaarme, längliche Zellen (Abb. 14 und 15). Der folgende Zentralbereich ist meist etwa kugelig. Er besteht aus mehr oder weniger isodiametrischen Zellen, die sehr plasmareich sind. Elektronenmikroskopische Untersuchungen haben gezeigt, dass sie ein sehr stark entwickeltes Endoplasmatisches Reticulum und ziemlich viele Dictyosomen und Vesikel enthalten (Lerbs, 1974; Sigee, 1974). Das zeigt an, dass sie stoffwechselphysiologisch besonders aktiv sind. An die Zentralzone schließt sich die Basalzone, das Glossopodium, an. Es verbindet die Ligula mit dem Blattgewebe. Bei *S. martensii* besteht sie aus einem inneren Bereich mit keilförmigen, großen, recht plasmaarmen Zellen. Diese sind umgeben von einer wannenförmigen Scheide aus zwei Zellschichten (Lerbs,

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

1974). Die Wände der oberen Zellen, die an die keilförmigen inneren Zellen des Glossopodiums grenzen, tragen Wandprotuberanzen vor allem da, wo sie an kleine Interzellularen stoßen. Es handelt sich also hier um Transferzellen. Bei *S. kraussiana* fehlen die großen keilförmigen Zellen im Inneren des Glossopodiums. Die Zentralzellen werden hier direkt von den Scheidenzellen umhüllt (Abb. 13, 15–17). Vom Blattspur-Leitbündel, das hier vom Spross in das Blatt übertritt, zweigen bei *S. kraussiana* und *S. martensii* einige Tracheiden ab, die zwischen den äußeren Scheidenzellen des Glossopodiums enden (Abb. 17). Bei *S. lyalli* und anderen Arten bilden die Tracheiden hier ein ausgedehntes Kissen und die eigentliche Zunge

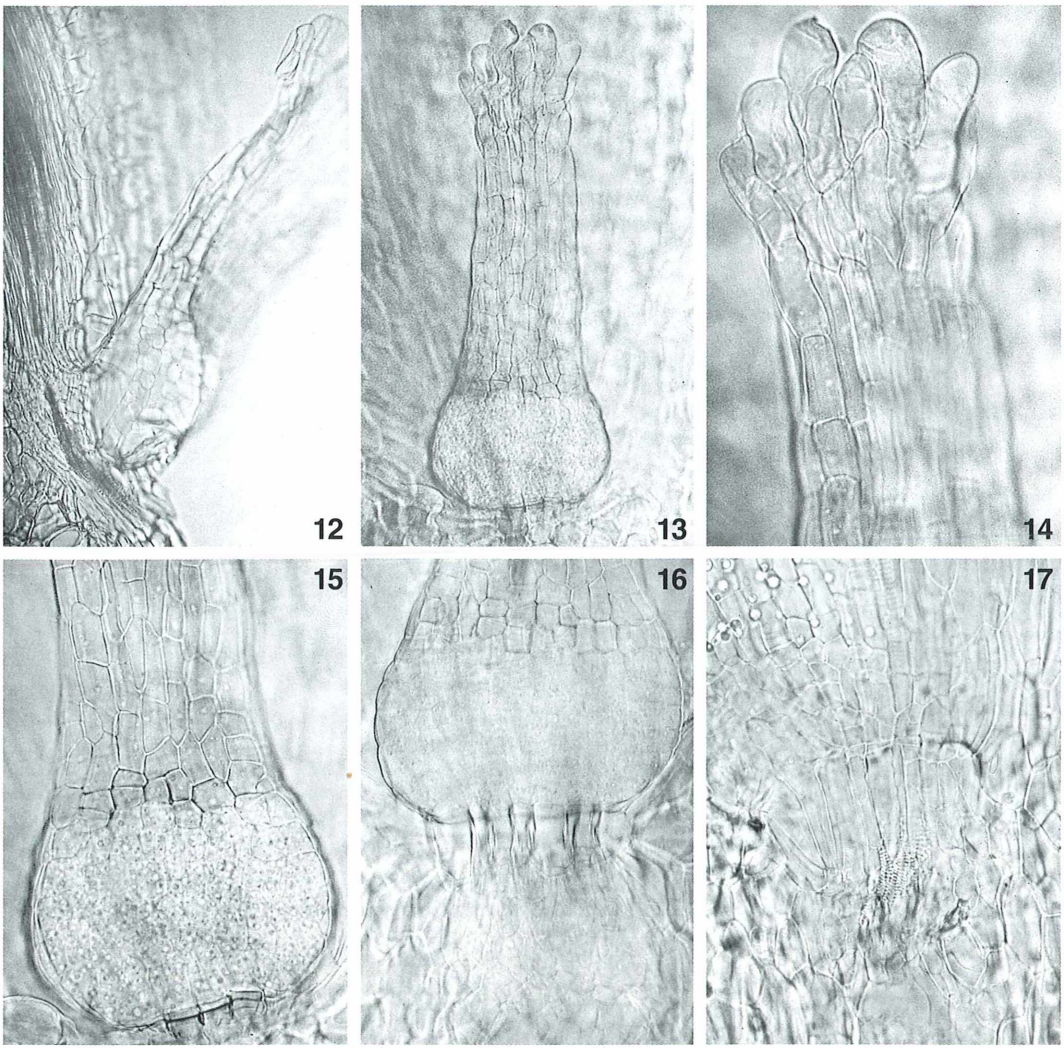


Abb. 12: *S. martensii*. Ligula in Seitenansicht. Eine Abzweigung des Blattspurbündels zieht zur Basis des Glossopodiums. Chloralhydrat. Vergr. 160fach. – **Abb. 13:** *Selaginella kraussiana*. Ligula in Aufsicht. Chloralhydrat. Vergr. 230fach. – **Abb. 14–17:** *S. kraussiana*. – **Abb. 14:** Ligula-Apex. Chloralhydrat. Vergr. 460fach. – **Abb. 15:** Ligula. Unterer Teil des Apex mit plasmaarmen Zellen, Zentralbereich mit plasmareichen Zellen, umgeben von flachen Zellen der Glossopodium-Scheide. Chloralhydrat. Vergr. 360fach. – **Abb. 16:** Ligula. Zentralbereich und Glossopodium-Scheide in Seitenansicht. Chloralhydrat. Vergr. 300fach. – **Abb. 17:** Glossopodium-Scheide in Seitenansicht. Tracheiden zwischen den Scheidenzellen. Chloralhydrat. Vergr. 330fach.

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

der Ligula besteht weitgehend aus isodiametrischen Zellen (Bresinsky, 2002).
Über die Funktionen der Ligula ist man sich noch nicht ganz klar. Sie nimmt Niederschlagswasser auf (Bresinsky, 2002) und verbessert so die Wasserversorgung des Sprosses. Bei einigen *Selaginella*-Arten scheint sie auch Schleim zu sezernieren (Bilderback, 1987). Das deutet auch die Struktur des Cytoplasmas in den Zentralzellen an (Lerbs, 1974; Sigee, 1974). Allerdings würde man hier einen noch stärker entwickelten Golgi-Apparat und weniger Endoplasmatisches Reticulum erwarten. Die von Lerbs (1974) entdeckten Wandprotuberanzen deuten einen intensiven Stoffaustausch zwischen Protoplast (Symplast) und extraplasmatischem Raum (Zellwand, Interzellularen = Apoplast) an.

Literaturhinweise

Bilderback, D. E.: Association of mucilage with the ligule of several species of *Selaginella*. Amer. J. Bot. 74, 1116–1121 (1987).

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.

Lerbs, W.: Die Ultrastruktur der Ligula von *Selaginella martensii*. Ber. Deutsch. Bot. Ges. 87, 327–326 (1974).

Schnepf, E.: Position und Funktion von Plastiden. Teil 3: Licht-orientierte Chloroplasten-Bewegung. Mikrokosmos 93, 227–233 (2004).

Schnepf, E.: *Selaginella* – Moosfarn mit anatomischen und cytologischen Besonderheiten. Teil 1: Der Spross. Mikrokosmos 99, 338–343 (2010).

Sigee, D. C.: Structure and function in the ligule of *Selaginella kraussiana*. 1. Fine structure and development. Protoplasma 79, 359–375 (1974).

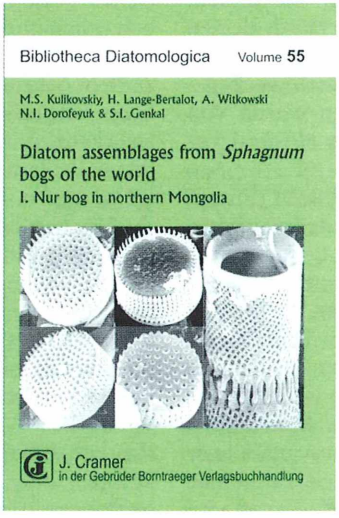
Danksagung

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

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

Buchbesprechung

Kulikovskiy, M. S., Lange-Bertalot, H., Witkowski, A., Dorofeyuk, N. I., Genkal, S. I.: Diatom assemblages from *Sphagnum* bogs of the world. I. Nur bog in northern Mongolia.
J. Cramer in der Gebr. Borntraeger Verlagsbuchhandlung,
Stuttgart 2010,
326 Seiten, 118 Bildtafeln,
Taschenbuch,
€ 109,00,
ISBN 978-3-443-57046-0.



Dieses in der von Prof. Dr. H. Lange-Bertalot und Dr. P. Kociolek herausgegebenen Monographien-Reihe *Bibliotheca Diatomologica* als Band 55 erschienene Werk beschäftigt sich mit Diatomeen aus dem *Sphagnum*-Moor Nur, welches in der nördlichen Bergregion der Mongolei gelegen ist. Es existieren keine vorangegangenen Studien zur Algenflora dieses Biotops. Mit Hilfe licht- und rasterelektronenmikroskopischer Analysen wurden insgesamt 242 Diatomeen-Taxa aus 48 Genera erfasst, wobei auf sorgfältige Beschreibungen sowie Synonymzusammenstellungen unter Berücksichtigung der relevanten Literatur Wert gelegt wurde. Eine neue Gattung und 18 neue Arten aus bekannten Gattungen werden beschrieben sowie 11 neue taxonomische Kombinationen vorgeschlagen. Das in der gewohnten Qualität hergestellte Buch wird zukünftig zum Grundbestand diatomologischer Fachbibliotheken gehören.

Klaus Hausmann, Berlin

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

Ancylistes closterii, ein die Jochalgengattung *Closterium* parasitierender Pilz

Bernd Laber

In größeren Pfützen und kleineren Teichen findet sich häufig die Jochalge *Closterium acerosum*. Diese Alge wird manchmal von einem parasitischen Pilz namens *Ancylistes closterii* befallen, der hier vorgestellt werden soll. Aus neuerer Zeit liegen nämlich keine Arbeiten vor, in denen dieser Parasit beschrieben und auf Fotografien abgebildet wird.

Die Jochalge *Closterium acerosum* ist eine weit verbreitete *Closterium*-Art, weil sie einen ziemlich hohen Grad von Eutrophie vertragen kann. Sie lebt bei einem pH von 7–8 in Wiesengräben, Fischteichen und anderen Kleingewässern. Ihre Zellen sind wenig und gleichmäßig gebogen, die Enden gleichmäßig verschmälert und abgerundet. Beide Chloroplasten enthalten zwischen 6 und 16 Pyrenoide, die oft etwas unregelmäßig hintereinander stehen. Typische Exemplare sind zwischen 400 und 550 µm lang und 40 bis 50 µm breit (Abb. 1a). Besonders häufig war *C. acerosum* im April 2010 in Wasserproben aus einem kleinen Teich in der Nähe von Idstein zu finden, der von einem Bach durchflossen wird, dessen Schwebstoffe sich in dem Teich absetzen sollen, bevor sein Wasser in einen Fischteich weitergeleitet wird. Zahlreiche Individuen waren von dem parasitischen Pilz *Ancylistes closterii* befallen.

A. closterii ist ein zu den Echten Pilzen (Eumycota), Klasse Zygomycetes, Ordnung Entomophthorales gehörender obligat parasitischer Pilz, der nur die Jochalgen *C. acerosum* (Pfitzer, 1872; Berdan, 1937, 1938; Canter, 1949) und *C. lunula* (Höfler, 1950) befällt. Die Erstbeschreibung von *A. closterii* erfolgte 1872 durch Pfitzer. In seiner Veröffentlichung ist nicht nur der Lebenszyklus von *A. closterii* beschrieben und durch hervorragende Zeichnungen illustriert, sondern es finden sich auch zahlreiche Hinweise auf die Physiologie des Parasiten und seines Wirtes. Die hier gegebenen Beschreibungen orientieren sich deshalb stark an dieser Arbeit.

Ungeschlechtliche Fortpflanzung

Kurz nach der Infektion der *Closterium*-Zelle und nachdem der Parasit in Kontakt mit dem Zellkern des Wirtes gekommen ist, wachsen unverzweigte Hyphen, denen eine Zellwand zu fehlen scheint, in entgegengesetzte Richtungen zu den Enden der Algenzelle. Die Hyphen wachsen dabei in den Rinnen zwischen den Längsleisten der großen, axial gelagerten Chloroplasten, ohne den Wirt deutlich zu schädigen. Meist enthält ein befallenes *Closterium* mehrere Hyphen, welche die infizierte Zelle parallel zur Zellachse meist von einem bis zum anderen Ende durchziehen. Frisch infizierte Zellen bleiben grün und beweglich und sind daher unter dem Mikroskop bei schwacher Vergrößerung kaum von uninfizierten Zellen zu unterscheiden. Selbst bei stärkerer Vergrößerung ist der Parasit nahezu nicht zu erkennen, da die Hyphen vom Chloroplasten fast vollständig verdeckt werden.

Im weiteren Verlauf der Entwicklung werden die Hyphen des Pilzes durch Bildung von Querwänden in eine Anzahl von zylindrischen, circa 40 µm langen Zellen gegliedert, die noch etwas in die Breite wachsen, wodurch die Fäden an den Scheidewänden schwach eingeschnürt erscheinen (Abb. 1b). In diesem Entwicklungszustand ist der Parasit normalerweise schon bei schwacher Vergrößerung in der Algenzelle deutlich zu erkennen. Die infizierten Closterien können sich selbst jetzt meist noch langsam fortbewegen, sind also noch lebendig.

Jede Pilzzelle schwillt dann in Richtung der Zellwand des Wirtes an und bildet innerhalb oder außerhalb der Wirtszelle eine runde Pa-

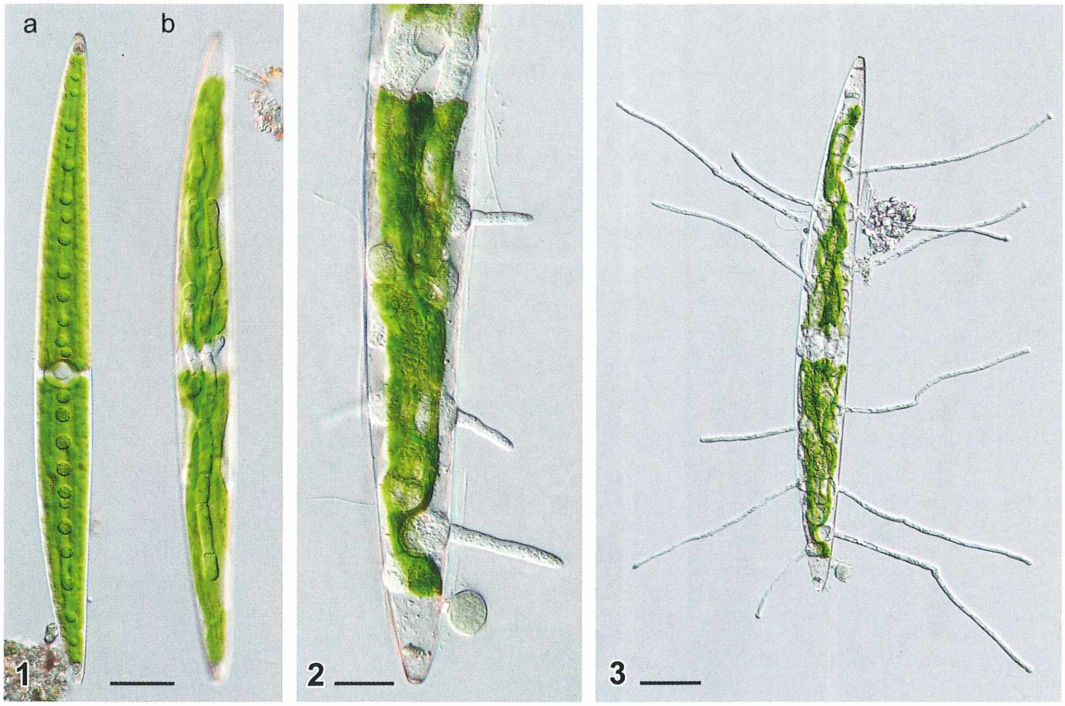


Abb. 1: *Closterium acerosum*. **a** Eine nicht infizierte Zelle. **b** Eine mit *Ancylistes closterii* infizierte Zelle. Die Hyphen des Pilzes sind durch Querwände in zylindrische Zellen gegliedert. Messbalken 50 µm. – **Abb. 2:** Die Hyphen von *A. closterii* schwellen in Richtung der Zellwand von *C. acerosum* an und bilden innerhalb oder außerhalb der Wirtszelle runde Papillen, aus denen circa 5 µm breite Infektionshyphen herauswachsen; gestacktes Bild. Messbalken 20 µm. – **Abb. 3:** Von der toten *C. acerosum*-Zelle strahlen die Infektionshyphen von *A. closterii* nach allen Richtungen aus; gestacktes Bild. Messbalken 50 µm; sämtliche Abbildungen differentieller Interferenzkontrast.

pille, aus der eine etwa 5 µm breite, in der Regel unverzweigte Hyphe (Infektionshyphe) herauswächst (Abb. 2). Schon Pfitzer (1872) betonte, dass das Wachstum der von der toten *Closterium*-Zelle nach allen Richtungen ausstrahlenden Infektionshyphen, die mehrere hundert Mikrometer lang werden können (Abb. 3), mit der ungewöhnlich hohen Geschwindigkeit von bis zu 10 µm pro Minute erfolgte. Dies konnte durch eigene Beobachtungen, bei denen eine mittlere Wachstumsgeschwindigkeit von etwa 5 µm pro Minute ermittelt wurde, bestätigt werden. Während sich die Infektionshyphen verlängern, entleeren sich die in der *Closterium*-Zelle liegenden Zellen des Pilzes allmählich. Dabei entstehen besonders an der Basis der Hyphen und in der Pilzzelle zahlreiche Vakuolen. Wenn eine der Infektionshyphen eine *Closterium*-Zelle berührt, schwillt ihre Hyphenspitze an, heftet sich fest und verlängert sich dann wieder zu einem kurzen, sich nach vorn verjüngenden Schlauch, der fest anliegend das *Closterium* gewöhnlich mit einer etwas schief gerichteten Windung umschlingt (Abb. 4a). Der Pilz löst die Zellwand auf, dringt durch das Loch in die Zelle ein und vollendet somit den Infektionszyklus.

Erst 1937 stellte Berdan fest, dass die ungeschlechtliche Vermehrung durch Infektionshyphen nur dann erfolgte, wenn diese vollständig unter Wasser lagen. Hyphen, die aus dem Wasser herausragten, fungierten hingegen als Konidienträger. An ihrer Spitze bildeten sich Konidien, die sich selbst wegschleudern konnten. Die Konidien vollendeten den Infektionszyklus, indem sie einen Keimschlauch in ein anderes *Closterium* trieben. Auf Grund dieser zweiten Form der ungeschlechtlichen Vermehrung wurde *A. closterii* den Entomophthorales zugeordnet (Berdan, 1938). Die Bildung von Konidien wurde später auch von Canter (1949) beobachtet und beschrieben.

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

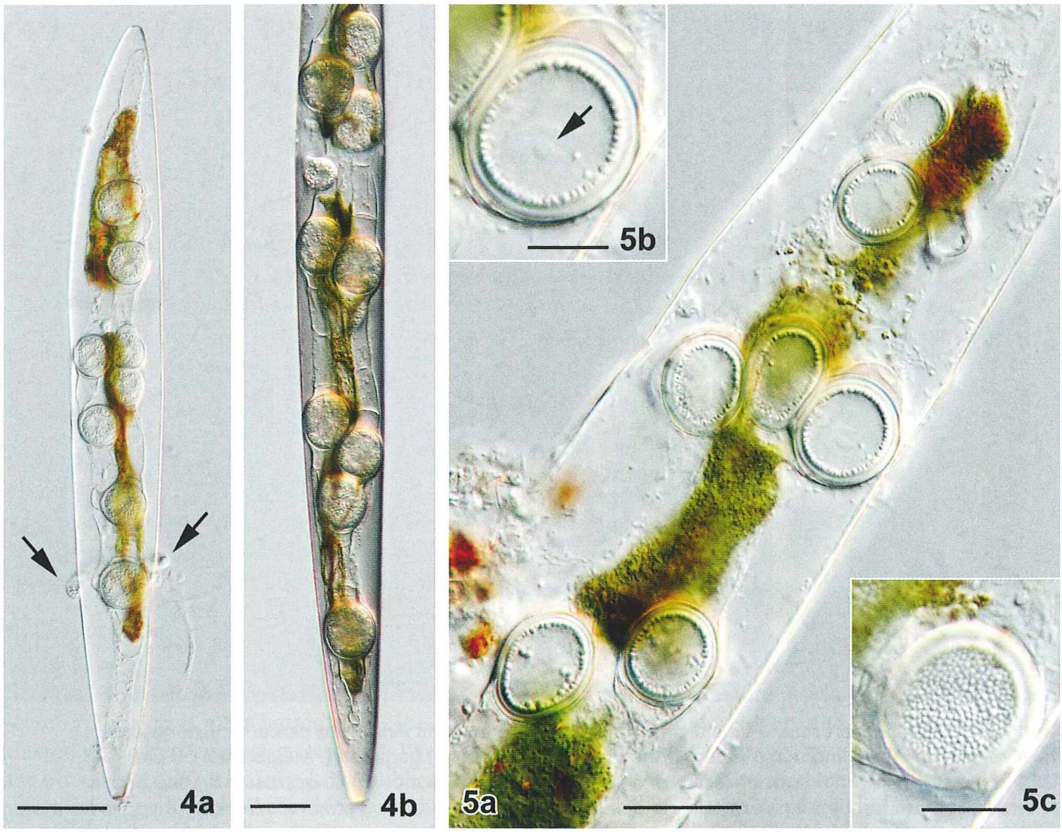


Abb. 4: Zygoten von *Ancylistes closterii*. **a** Eine abgestorbene, mit Zygoten angefüllte Zelle. An der unteren Halbzelle ist die Infektionshyphe, welche die Zelle umschlungen hat, zu erkennen (Pfeile). **b** Zygoten und Zellen ohne Plasma; gestacktes Bild. Messbalken a 50 µm, b 25 µm. – **Abb. 5:** Zygoten von *A. closterii*. **a** Die kugelförmigen oder leicht ovalen Zygoten sind von einer glatten, zweischichtigen Zellwand umgeben, unter der sich eine Schicht aus kleinen Kugeln befindet. **b** In der reifen Zygote ist ein Zellkern (Pfeil) erkennbar. **c** Auf die Tröpfchenschicht fokussiert. Messbalken 20 µm, in den Einsatzbildern 10 µm; sämtliche Abbildungen differentieller Interferenzkontrast.

Da nach Berdan (1938) Konidien nur gebildet werden, wenn die Enden der Infektionshyphen mit der Luft in Kontakt kommen, kann die Konidienbildung nicht bei aufgelegtem Deckglas beobachtet werden. Deshalb wurden insgesamt sechs *Closterium*-haltige Tropfen in einer feuchten Kammer auf Hohlschliff-Objektträger ohne Deckglas ausgebracht und nach 4, 12 und 24 Stunden untersucht. In diesen Tropfen befanden sich 263 Exemplare von *C. acerosum*, von denen 57 durch *A. closterii* infiziert waren und zahlreiche Infektionshyphen ausgebildet hatten. Obwohl zahlreiche Infektionshyphen die Grenzschicht zwischen Luft und Wasser erreichten, wurde in den Präparaten keine einzige Konidie gefunden. Auffallend war aber, dass nach 24 Stunden zahlreiche Hyphen von den *Closterium*-Zellen abgelöst waren und in den Tropfen umherschwammen.

Geschlechtliche Fortpflanzung

Ancylistes closterii kann sich nicht nur vegetativ, sondern auch geschlechtlich fortpflanzen. In abgestorbenen Zellen von *C. acerosum* finden sich dann die Zygoten von *A. closterii* (Abb. 4), deren Anzahl pro Zelle stark schwanken kann. Die Tatsache, dass normalerweise zahlreiche Hyphen und Reste des Chloroplasten im Inneren einer *Closterium*-Zelle liegen, erschwert die mikroskopische Beobachtung der Zygotenbildung sehr, so dass zum Teil widersprüchliche Beschreibungen der Vorgänge bei der sexuellen

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

Vermehrung existieren. Pfitzer (1872) schreibt, dass die Bildung der Zygoten nach Konjugation von zwei Zellen aus verschiedenen Hyphen erfolgt (skalare Konjugation). Berdan (1938) beschreibt sowohl skalare als auch laterale Konjugation, also Konjugation zweier Nachbarzellen der gleichen Hyphe. Nach erfolgter Konjugation schwillt die nunallein Plasma führende Zelle bauchig an, ihr Plasma kontrahiert sich, rundet sich ab und umgibt sich mit einer neuen Membran, die sich in ein dünnes Exosporium und ein dickes Endosporium differenziert (Abb. 5). Die kugelförmigen Zygoten haben einen Durchmesser von 17–27 µm. Unter ihrer Zellwand befindet sich eine Schicht aus kleinen Kugeln, bei denen es sich wahrscheinlich um Lipidtröpfchen handelt, weil Pfitzer (1872) schrieb, dass er mittels Osmiumsäure in den Zygoten viel Fett nachweisen konnte.

Die Kenntnis der zytologischen Verhältnisse bei *A. closterii* beruht im Wesentlichen auf den Arbeiten von Dangeard (1903) und Moorman (1976). Demnach ist der junge Thallus vielkernig und die Kerne sind in gleichmäßigen Abständen entlang der Hyphenmitte angeordnet. Während der Segmentierung des Thallus erhält jede Zelle vier oder fünf Zellkerne, deren Anzahl durch eine einzige, gleichzeitig erfolgende Mitose verdoppelt wird. Die acht bis zehn Zellkerne wandern zusammen mit dem Zytoplasma durch die Infektionshyphe in die neue Wirtszelle. Bei der mikroskopischen Untersuchung von *A. closterii* im differentiellen Interferenzkontrast waren aber weder in den Hyphen noch in den Infektionshyphen Zellkerne erkennbar. In einer der reifen Zygoten war allerdings ein Zellkern deutlich sichtbar (Abb. 5).

Literaturhinweise

Berdan, H.: Observations on the reproduction of *Ancylistes*. J. Elisha Mitchell Sci. Soc. 53, 343–344 (1937). (http://dc.lib.unc.edu/cgi-bin/showfile.exe?CISOROOT=/jncas&CISOPTR=1709)

Berdan, H.: Revision of the genus *Ancylistes*. Mycologia 30, 396–415 (1938).

Canter, H. M.: On *Aphanomycopsis bacillariacearum* Scherffel, *A. desmidiella* n. sp. and *Ancylistes* spp. in Great Britain. Trans. Brit. Mycol. Soc. 32, 162–170 (1949).

Dangeard, P. A.: Recherches sur le developpement du perithece chez les Ascomycetes. Le Botaniste 9, 216–226 (1903). (http://www.biodiversitylibrary.org)

Höfler, K.: Einige Beobachtungen an *Ancylistes closterii* Pfitzer. Sydowia, Ann. Mycol. II, 4, 381–388 (1950).

Moorman, G. M.: Mitosis in *Ancylistes* sp. Mycologia 68, 902–909 (1976).

Pfitzer, E.: *Ancylistes Closterii*, ein neuer Algenparasit aus der Ordnung der Phycomyceten. Monatsber. Königl. Preuss. Akad. Wiss. Berlin, 379–399 (1872).

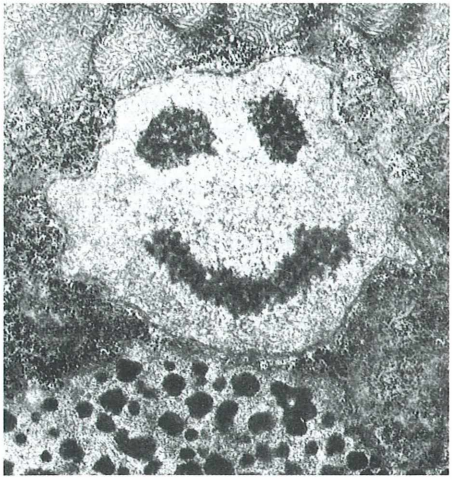
Verfasser: Dr. Bernd Laber,
Graf-von-Stauffenberg-Straße 12, 65510 Idstein,
E-Mail: bernd.laber@t-online.de

Mikro-Cartoon

Immer nur lächeln und immer vergnügt!

Das ist, wie man weiß, die Devise des chinesischen Prinzen Sou-Chong aus der Operette *Das Land des Lächelns* von Franz Lehár, in der sich die Wienerin Lisa bei einem Fest in den besagten chinesischen Prinzen verliebt und diesem nach China folgt. Ob dieses Motto auch ein Pantoffeltier übernommen hat und in seinem Mikronucleus zum Ausdruck bringen möchte, sei dahin gestellt.

Dass es immer wieder einmal Mikrofotos mit einer vermeintlichen Botschaft gibt, wurde vor einigen Jahren im Zusammenhang mit einer Mikro-Galerie dargelegt (Hausmann, 1994).



Literaturhinweis

Hausmann, K.: Der Baum im Haar. Mikrokosmos 832, 277–279 (1994).

Klaus Hausmann, Berlin

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

Kurze Mitteilung

Das Pflanzentier Elysia

Im Meer leben etwa 250 Arten von kleinen, grünen Nacktschnecken, die Saftsauger genannt werden (Opisthobranchia, Sacoglossa). Sie ritzen Pflanzenzellen an und saugen den Zellsaft aus. In diesem Saft befinden sich die Chloroplasten, die Solarkraftwerke der Pflanzenzelle, die durch Fotosynthese Zucker und Sauerstoff produzieren. Saftsauger können die eingeschlürften Chloroplasten in ihren eigenen Körper einbauen; dort funktionieren diese Kleptoplasten dann noch mehrere Wochen bis Monate und produzieren weiter Zucker und Sauerstoff – aber nun für die Schnecke.

Die Chloroplasten besitzen ihre eigenen genetischen Informationen, ihre Aktivität in der Pflanzenzelle wird aber weitgehend durch genetische Informationen gesteuert, die im Zellkern der Pflanzen liegen. Wie können die Chloroplasten dann im Körper der Schnecke funktionieren, ohne die Steuerung durch den Zellkern der Pflanze? Mary Rumpho und Kollegen von der Universität von Maine in den USA haben die Gensequenzen in den Zellkernen der Pflanzenart analysiert, die der Saftsauger *Elysia chlorotica* frisst, und die Gensequenzen im Erbgut dieser Schnecke. Im Erbgut der Schnecke fanden sich dieselben Steuergene wie in der Pflanze. Da diese Gene bis ins kleinste Detail in Pflanze und Schnecke identisch sind, sind sie nicht von der Schnecke neu gebildet worden, sondern aus der Pflanzenzelle übernommen worden. In einem so genannten horizontalen Gentransfer hat die Schnecke also Stücke aus dem Erbgut einer Pflanze in ihr eigenes Erbgut eingebaut.

Dass natürlicher Gentransfer zwischen Pflanzen und Tieren möglich ist, muss auch beim Einsatz genetisch modifizierter Pflanzen in Zukunft bedacht werden. Die vom Menschen in Pflanzen eingebauten Gene könnten an ganz anderen Stellen wieder auftauchen.

Frei verfügbar im Internet befindet sich noch ausführliche Zusatzinformation zu diesem Artikel: http://www.pnas.org/content/105/46/17867suppl/DCSupplemental. Hier wird auch das komplette Aufzuchtprotokoll beschrieben. Die Autoren möchten nämlich zum Beispiel Schulen dazu ermuntern, sich eine Zucht von *Elysia chlorotica* aufzubauen, um faszinierende Aspekte aus dem Leben dieser Schnecke im Unterricht zu behandeln.

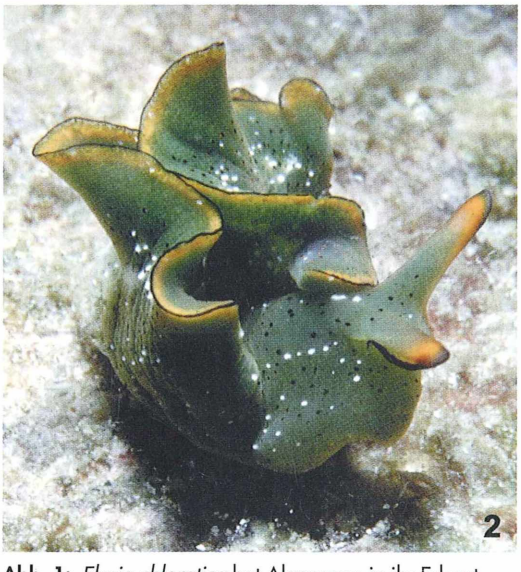


Abb. 1: *Elysia chlorotica* hat Algengene in ihr Erbgut eingebaut (Foto: Mary S. Tyler, Maine, USA). – **Abb. 2:** Vielleicht der schönste Saftsauger Europas: *Elysia ornata* wird bis zu 5 cm groß (Foto: Peter Wirtz, Madeira, Portugal).

Literaturhinweise

Evertsen, J., Burghardt, I., Johnsen, G., Wägele, H.: Retention of functional chloroplasts in some sacoglossans from the Indo-Pacific and Mediterranean. Marine Biol. 151, 2159–2166 (2007).

Rumpho, M. E., Worful, J. M., Lee, J., Kannan, K., Tyler, M. S., Bhattacharya, D., Moustafa, A., Manhart, J. R.: Horizontal gene transfer of the algal nuclear gene psbO to the photosynthetic sea slug *Elysia chlorotica*. PNAS 105, 17867–17871 (2008).

Stöcker, P.: Stichwort des Monats: Kleptoplastide. Laborjournal 16, 40 (2009).

Peter Wirtz, Madeira, Portugal

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

Gregarinen in Schaben

Melanie Könecke und Renate Radek

Gregarinen sind haploide, eukaryotische Einzeller, die meist im Darmlumen oder in Leibeshöhlen von Anneliden und Insekten leben. Diese Protozoen können eine beachtliche Größe erreichen. Sie sind beispielsweise im Darm von Schaben makroskopisch sichtbar und zeigen unter dem Mikroskop Gleit- und Kontraktionsbewegungen. Die Übertragung der zu den Apicomplexa gehörenden Einzeller auf einen neuen Wirt erfolgt über die orale Aufnahme von Sporen. Gregarinen sind dabei in der Regel wirtsspezifisch. Die Bestimmung der Art erfolgt über Sporen- und Gamontenform und den Ablauf des Entwicklungszyklus.

Gregarinen gehören systematisch zu den obligat endoparasitischen Apicomplexa, die wiederum den Alveolaten zuzuordnen sind (Hausmann et al., 2007). Apicomplexa zeichnen sich durch ein Sporenstadium aus. Namensgebend für die Apicomplexa ist der Apicalkomplex, der dem Organismus das Eindringen in die Wirtszelle erleichtert (Abb. 1 und 2). Dieser Komplex besteht aus drei Teilen, dem Conoid, das aus schraubig verlaufenden Mikrotubuli und conoidalen Ringen besteht, dem Polringkomplex, der auch als Mikrotubuli organisierendes Zentrum (MTOC) bezeichnet wird, und aus Rhoptrien, welche Sekretionsorganellen darstellen. Der Cortex (Rindenbereich) der Apicomplexa besteht aus drei Membranen, nämlich der peripheren, eigentlichen Zellmembran und einem inneren Membrankomplex aus sehr flachen Membransäckchen. Die dünne Schicht aus Membransäckchen wird als Alveolensystem bezeichnet.

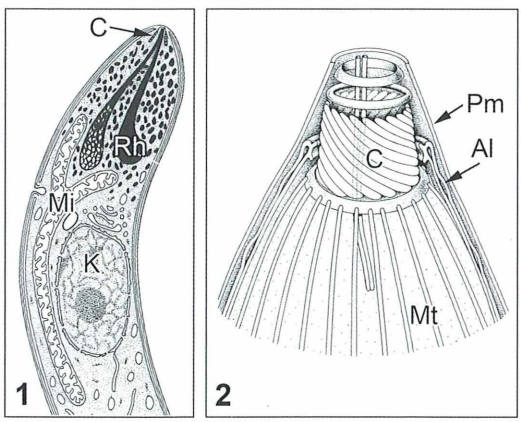
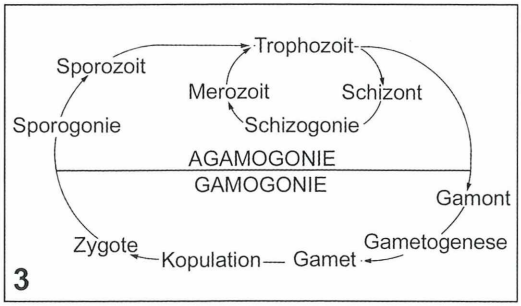


Abb. 1: Organisationsschema eines Vertreters der Apicomplexa; Vorderende. C Conoid, K Zellkern, Mi Mitochondrium, Rh Rhoptrie. – **Abb. 2:** Rekonstruktion des Vorderendes mit Conoid (C), peripher verlaufenden Mikrotubuli (Mt), Alveolen (Al) und Plasmamembran (Pm) (nach Hausmann et al., 2003).

Biologie von Gregarinen

Es sind zurzeit circa 1.400 Gregarinenarten bekannt. Gregarinen sind mit bis zu 15 mm äußerst groß werdende Einzeller. In ihrem Entwicklungszyklus wechselt eine geschlechtliche Fortpflanzung (Gamogamie) mit einer oder zwei ungeschlechtlichen Vermehrungsphasen (Agamogonie) (Abb. 3 und 4; Hausmann et al., 2003, 2007; Storch und Welsch, 2002). Eine Form der ungeschlechtlichen Vermehrung ist die Sporogonie. Hierbei entstehen ausgehend von der bei der Befruchtung entstandenen Zygote infektiöse Sporozoiten. Diese sind meist in resistenten Sporocysten eingeschlossen. In einigen Fällen kommt eine weitere ungeschlechtliche Vermehrungsphase, die Schizogonie, dazu. Während der Gamogonie lagert sich in der Regel ein männlicher Gamont hinten an einen weiblichen Gamonten an; das entstandene Stadium nennt man Syzygie. Dann umgeben sich die beiden mit einer gemeinsamen Cystenhülle und bilden so die Gamontocyste oder Gametocyste. Charakteristisch ist, dass sowohl weibliche als auch männliche Gamonten innerhalb dieser Cyste gleichviele Gameten durch Vielfachteilungen erzeugen.

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



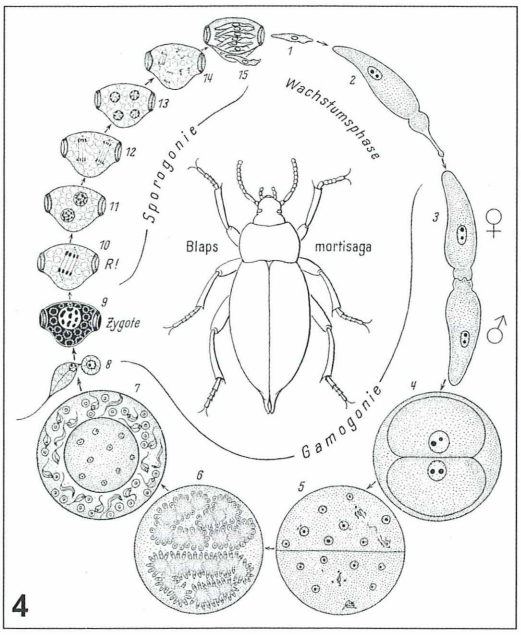


Abb. 3: Schema des allgemeinen Lebenskreislaufs der Apicomplexa. Bei den meisten Gregarinen fehlt die Schizogonie-Phase (nach Hausmann et al., 2003). – **Abb. 4:** Entwicklungszyklus der Gregarine *Stylocephalus longicollis* aus dem Großen Totenkäfer *Blaps mortisaga*. Die Entwicklungsphasen 1–4 und 15 laufen im Darm des Käfers ab; alle anderen finden im Freien statt. ♂ männlicher Gamont, ♀ weiblicher Gamont (aus Grell, 1968).

Die Ordnung der Gregarinida unterteilt sich in die drei Unterordnungen Archigregarinida – auch als Schizogregarinida bezeichnet – den Neogregarinida und den Eugregarinida (Entzeroth, 2009). Allen gemein ist das Fehlen des typischen Apicalkomplexes der Apicomplexa, der sich sekundär wieder zurückgebildet hat (Hausmann et al., 2007). Archi- und Neogregarinen enthalten in ihrem Lebenszyklus eine Schizogonie-Phase, wobei insbesondere die Archigregarinen intrazelluläre Stadien bilden. Hier wird im Weiteren nur auf die größte Gregarinengruppe, die Eugregarinen eingegangen.

Bei den Eugregarinen findet keine Schizogonie statt, so dass sich aus Sporozoiten direkt Gamonten entwickeln. Dementsprechend besitzen sie einen zweiphasigen Generationswechsel (Geus, 1969). Die Entwicklung geschieht bei den Eugregarinen größtenteils extrazellulär. Ihr Vorkommen erstreckt sich über Anneliden und Insekten (Entzeroth, 2009). Die Unterordnung der Eugregarinida ist in zwei Familien gegliedert, die Monocystidae, deren Gamont ungegliedert ist und die vornehmlich in Oligochäten vorkommen, und in die Polycystidae, deren Gamonten gegliedert sind und in Insekten vorkommen (Grell, 1968). Im Folgenden wird sich nur mit den Polycystidae beschäftigt.

Morphologie der Eugregarinen

Gamonten der Polycystidae besitzen zwei Körperabschnitte. Der vordere Körperabschnitt wird als Protomerit bezeichnet, der hintere als Deutomerit. Zwischen den Abschnitten zeigt sich eine Einschnürung. Es handelt sich dabei um ein feinkörniges Septum, das die Gregarinen unterteilt und die Cytoplasmaströmung unterbricht. Der Zellkern befindet sich stets im Deutomeriten und ist zugleich auch das einzige Zellorganell, das sich lichtmikroskopisch in Gregarinen erkennen lässt. Junge Gamonten weisen außer Proto- und Deutomerit einen weiteren Körperabschnitt auf, der sich am Vorderende der Gregarine befindet. Dieser zusätzliche Körperabschnitt wird als Epimerit bezeichnet. Die Abbildung 5 zeigt einen Gamonten mit Epimeriten in einer rasterelektronenmikroskopischen Aufnahme. Der Epimerit ist in seinem Erscheinungsbild je nach Art sehr variabel. Er bildet sich bei Kontakt mit der Wirtszelle und dient der Verankerung in der Wirtszelle. Lösen sich die jungen Gamonten wieder ab, so wird der Epimerit abgeworfen oder zurückgebildet.

Einige Eugregarinen zeigen einen starken Geschlechtsdimorphismus. Gamonten schließen sich oftmals schon vor Beendigung der Wachstumsphase zu Syzygien zusammen. Bei Syzygien wird das vordere Tier als Primit bezeichnet; es ist in der Regel weiblich. Das hintere, männliche Tier nennt man Satellit. Die Abbildungen 6 und 7 zeigen Syzygien aus dem Darm der Deutschen Schabe *Blattella germanica*. Ein solitärer Gamont ist in Abbildung 8 zu sehen.

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

Zur Geschlechterfindung gibt es verschiedene Theorien. Entweder löst sich zuerst der junge, männliche Gamont von der Darmwand und reift im Darmlumen freischwimmend weiter heran und gelangt anschließend so zu den noch festsitzenden weiblichen Gamonten. Dort erfolgt die Syzygienbildung, wodurch sich infolgedessen der weibliche Gamont von der Darmwand löst. Das Geschlecht ist in diesem Fall genotypisch determiniert. Es wird andererseits vermutet, dass sich intersexuelle Jungstadien zusammenschließen, die sich erst nach der Ver-

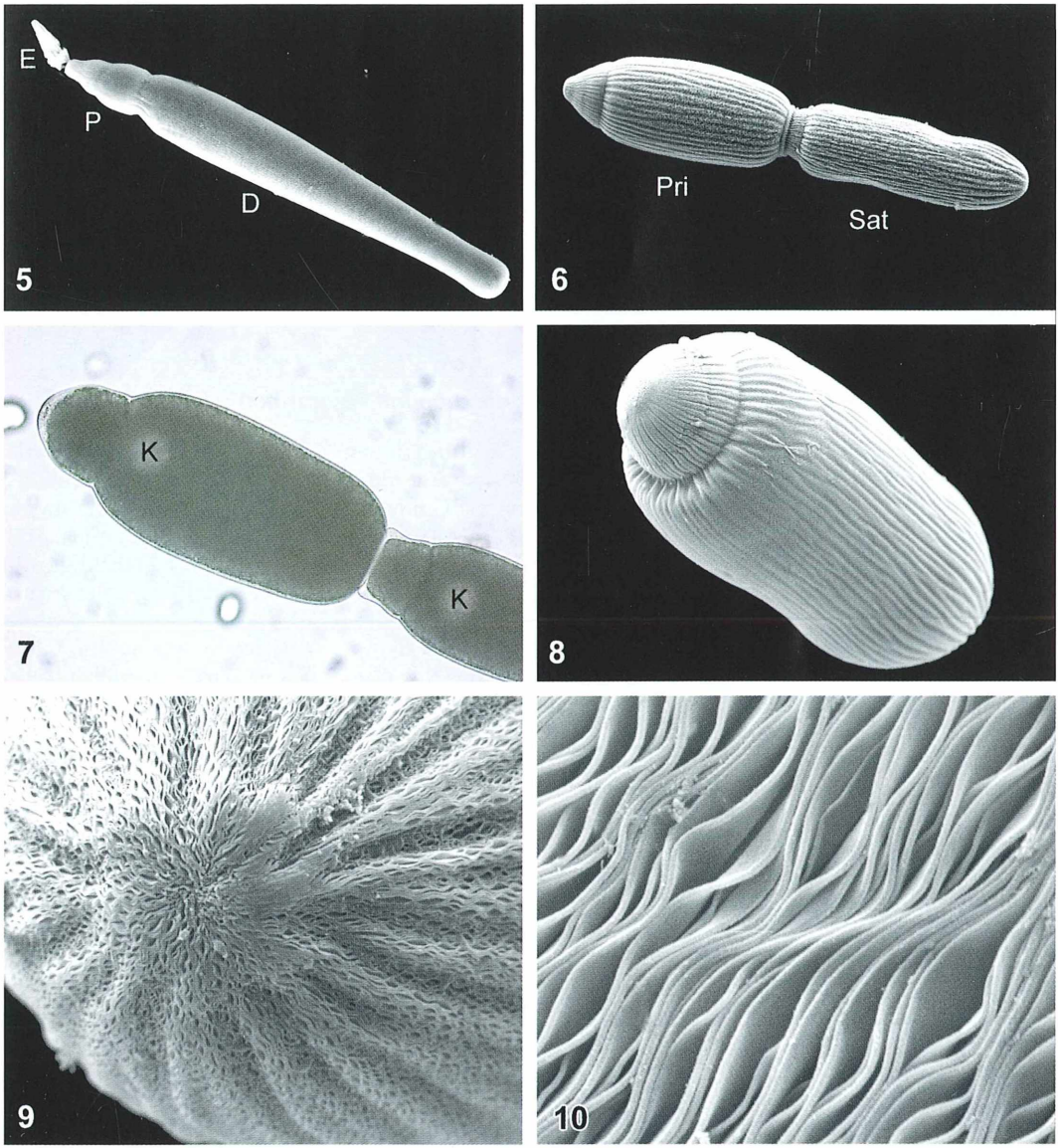


Abb. 5: Junger Gamont mit Epimerit (E) aus der Geflügelten Riesenschabe *Archimandrita tessellata*. P Protomerit, D Deutomerit. Vergr. 460fach. – **Abb. 6:** Syzygie aus der Deutschen Schabe *Blattella germanica*. Vorne Primit (Pri), hinten Satellit (Sat). Vergr. 330fach. – **Abb. 7:** Syzygie aus *B. germanica* im Lichtmikroskop. K Zellkern. Hellfeld. Vergr. 10fach. – **Abb. 8:** Solitärer Gamont aus *B. germanica*. Vergr. 600fach. – **Abb. 9:** Vorderende eines Gamonten aus *B. germanica*. Vergr. 3.900fach. – **Abb. 10:** Pelliculafalten einer Gregarine aus der Totenkopfschabe *Blaberus craniifer*. Vergr. 20.000fach. Abb. 5, 6, 8–10 Rasterelektronenmikroskopie (REM).

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

einigung sexuell ausdifferenzieren. Die Ausgestaltung der jeweiligen Geschlechter erfolgt dabei also durch eine wechselseitige Beeinflussung (Geus, 1969).
Im Syzygium nimmt nur der Primit Nahrung auf, der Satellit wird durch den Primiten mitversorgt. Bei der Syzygienbildung kann es in seltenen Fällen auch zu Vielfachvereinigungen kommen, wobei der Primit mehrere Satelliten aufweist.

Entwicklung von Gregarinen

Sporozoiten stellen das Infektionsstadium dar. Allerdings folgt nach der notwendigen oralen Aufnahme nicht zwingend eine Infektion, da sich nicht alle Sporozoiten im Darm etablieren können. So sind eine starke Darmperistaltik, sehr kurze Verweildauer der Nahrung im Darm oder die Häutung des Darms Gründe, warum ein Sporozoit nicht im Wirt verbleibt. Die Sporozoiten der Eugregarinen sind zu Gleit- und Kontraktionsbewegungen fähig. Wenn sich der Sporozoit etabliert hat, wächst er zu einem Trophozoiten (Ernährungsstadium) und anschließend zu einem jungen Gamonten heran. Oft lässt sich ein Zusammenhang zwischen dem Entwicklungsstand der Gregarinen und ihrer Lage im Darm feststellen. In bestimmten Entwicklungsstadien werden verschiedene Darmbereiche aufgesucht. Ein Grund dafür könnten unterschiedliche pH-Werte in diesen Darmabschnitten sein (Sabaratnam, 1971).
Während der frühen Wachstumsphase der jungen Gregarinen sind diese mit dem Epimeriten im Darmepithel verankert. Die Nahrungsaufnahme erfolgt im Wesentlichen durch den Epimeriten. Dieser besitzt nicht den typischen Komplex aus drei Biomembranen, sondern nur die äußere Membran. Deren Oberfläche weist viele Mikrovilli und Falten auf, durch welche die Nährstoffaufnahme erfolgt. Auch die Pellicula (äußere Körperschicht) des restlichen Zellkörpers ist stark gefaltet (Abb. 9 und 10).
Nach dem Verlust des Epimeriten erfolgt die Nahrungsaufnahme über Mikroporen, die sich zwischen den Falten der Pellikula befinden. Die aufgenommene Nahrung wird im Zellkörper zu Polysacchariden und Proteingranula umgesetzt, die der Gregarine das typisch granulöse Aussehen verleihen (Abb. 11). Mitochondrien sind hingegen aufgrund der anaeroben Lebensweise nur wenige zu finden (Röttger, 1995).

Bewegungen von Gregarinen

Ebenso wie die Sporozoiten sind auch die Gamonten zu Gleit- und Kontraktionsbewegungen befähigt. Es lassen sich weiterhin Einknicken der Zellkörper sowie Torsionen, peristaltische Bewegungen und Pendelbewegungen bei Syzygien beobachten. Die Längsfalten der Pellicula zeigen dabei Wellenbewegungen (undulierende Bewegungen). Grundlage für die Bewegungsphänomene der Gregarinen ist das Cytoskelett (organisches Innenskelett). Das innere Membransystem und das Längsfibrillen-System arbeiten antagonistisch zu den Myofilamenten, um eine gleitende Vorwärtsbewegung zu erzeugen (Heintzelmann, 2004; Rühl, 1975). Einknicken erfolgt durch eine Bogenbildung der Zelle, bei der sich das Zellplasma verschiebt. Der Knick wird durch die Pellicula fixiert.

Infektion mit Gregarinen

Die Infektionen neuer Wirte erfolgt über die Ausscheidung der Sporocysten beziehungsweise Gametocysten (Abb. 12 und 13) mit den Faeces. Sie werden vom potentiellen Wirt oral aufgenommen, entweder bei der Nahrungsaufnahme oder über das Putzverhalten. Bei hemimetabolen Insekten (direkte Entwicklung ohne Puppenstadium) reicht eine einmalige Infektion im juvenilen Zustand des Wirtes für eine lebenslange Infektion. Teilen sich adulte und juvenile Tiere denselben Lebensraum, ist der Infektionsweg kurz. Auffallend ist, dass es Insektengruppen gibt, bei denen keine Gregarinen auftreten, wie zum Beispiel Pollen- oder Nektar fressende Insekten.
Cysten von Gregarinen reagieren empfindlich auf Belichtung; Trockenheit wird ebenso wenig vertragen (Foerster, 1938). Somit kann davon ausgegangen werden, dass Cysten und Sporen sehr schnell absterben, wenn diese an exponierten Standorten abgelegt werden. Dieses Problem wird in wenigen Fällen umgangen, indem die Cysten nur eine sehr kurze Reifezeit besitzen. Das tritt zum Beispiel bei Heuschreckenarten auf, die aride Gebiete bewohnen (Foerster, 1938). Die Mundwerkzeuge einiger Insekten sind ungünstig für die Aufnahme von Sporen, wie beispielsweise der Saugrüssel von Schmetterlingen. Kauend-beißende Mundwerkzeuge scheinen hingegen eine Gregarineninfektion zu begünstigen (Geus, 1969).

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

Für die Verbreitung bei Insekten mit holometaboler Entwicklung (mit Puppenstadium), bei Tieren, die eine lange Entwicklungszeit zwischen Eiablage und Schlupf der Tiere haben, oder wenn sich adulte und juvenile Stadien der Wirte nicht den Lebensraum teilen, müssen die Übertragungswege der Gregarinen komplexer sein. Man geht davon aus, dass Gregarinen von holometabolen Wirtsinsekten vor der Verpuppung mit den Faeces ausgeschieden werden. Leben juvenile und adulte Wirtstiere im selben Lebensraum, so können sich auch holometabole Insekten nach der Verpuppung wieder infizieren. Einige Gregarinen bilden während der Umwandlung des Wirtes Coelomcysten (Cysten in der Leibeshöhle) aus, wodurch die Gregarinen während der Verpuppung im Wirt verbleiben können. Gregarinen, die mit ihren Wirten überwintern, sind ebenso bekannt. Bisher ist in Einzelfällen das Vorhandensein von Wirtswechseln im Lebenszyklus der Gregarinen bekannt. Bei landlebenden Arthropoden ist zu beobachten, dass Gregarineninfektionen vermehrt bei Arten, die ein Aggregationsverhalten besitzen, anzutreffen sind (Foerster, 1938).

Es lässt sich zusammenfassen, dass eine Infektion mit Gregarinen abhängig ist von der Art der Nahrung, des Habitats und der Lebensweise. Physiologische Aspekte des Wirtes spie-

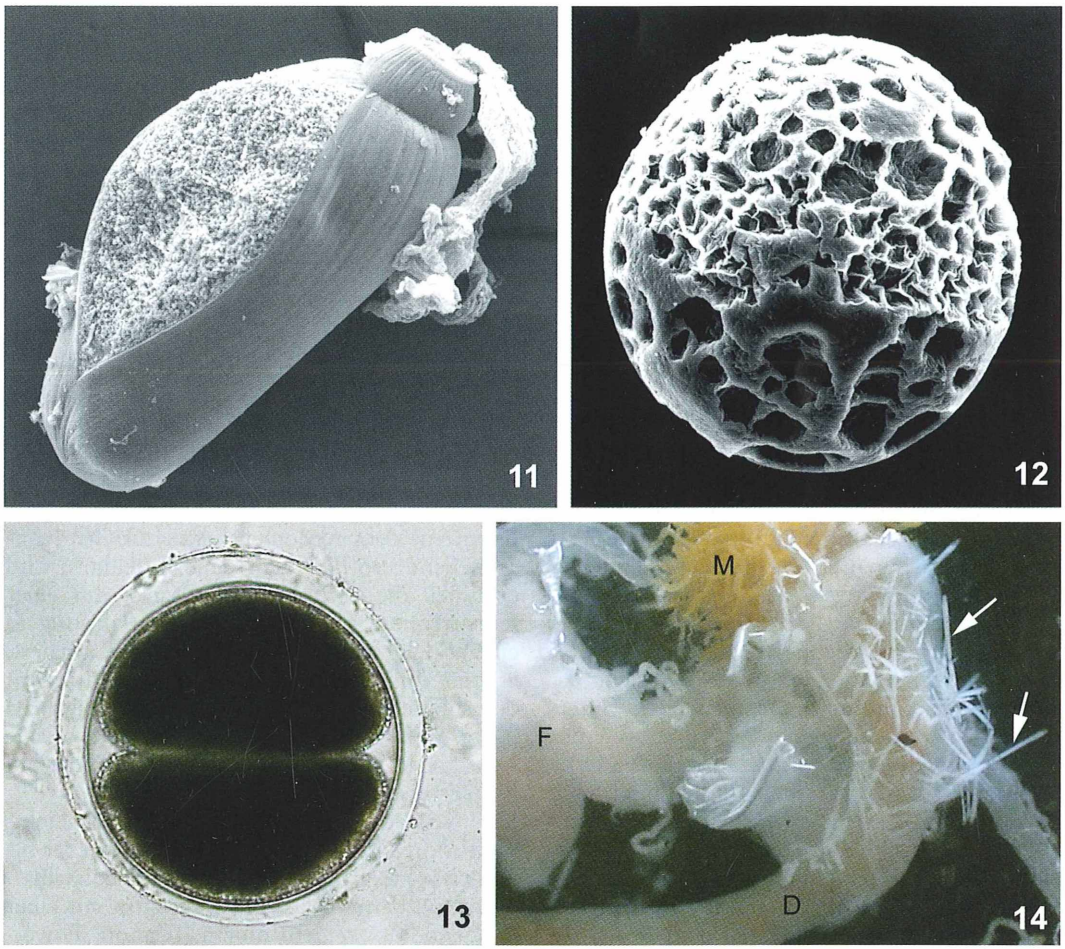


Abb. 11: Aufgeplatzte Gregarine aus *Blaberus craniifer*. Die Abbildung erlaubt einen Blick in das granulöse Innere der Gregarine. Vergr. 460fach, REM. – **Abb. 12:** Cyste aus *Blattella germanica*. Vergr. 1.150fach, REM. – **Abb. 13:** Cysten im frühen Stadium nach Zusammenlagerung der Gamonten aus *Archimandrita tessellata* im Lichtmikroskop. Vergr. 11fach. – **Abb. 14:** Parasitierter Darmabschnitt aus *A. tessellata* mit freigelegten Gregarinen (Pfeile). Vergr. 10fach. D Darm, F Fettkörper, M Malpighische Gefäße.

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

len ebenfalls eine maßgebliche Rolle (Foerster, 1938; Geus, 1969). Gregarinen sind je nach Art wirtsspezifisch, einige Gregarinenarten sind jedoch auch ordnungs- oder gattungsspezifisch. Darüberhinaus gibt es Wirte, die verschiedene Gregarinenarten beherbergen (Lipa, 1967).

Bestimmung von Gregarinen

Die Bestimmung von Gregarinen erfolgte in vergangenen Zeiten meist anhand morphologischer Kriterien nach dem Bestimmungsschlüssel von Geus (1969). Da die heranwachsenden Stadien ziemlich weit in der Größe schwanken, wird neben der Körperform insbesondere Wert auf die Größenrelationen der einzelnen Körperabschnitte zueinander gelegt (Länge Protomerit : Totallänge; Weite Protomerit : Weite Deutomerit). Auch die Art und Weise der Sporenbildung ist wichtig. Inzwischen erfolgen die Diagnosen häufig auf der Grundlage von Sequenzanalysen der DNA. Mithilfe dieser molekularen Ergebnisse kann die alte Systematik korrigiert und vervollständigt werden (Hausmann et al., 2007). Aus der Deutschen Schabe wurde beispielsweise bisher nur *Gregarina blattarum* beschrieben (Siebold, 1839).

Effekte des Gregarinenbefalls auf den Wirt

Bei Eugregarinen ist bisher keine generelle Pathogenität nachgewiesen worden. Meist gelten sie als harmlose Kommensalen (Mitesser). Bei einem sehr heftigen Gregarinenbefall kann der Wirtsdarm allerdings stark anschwellen, bis dieser infolgedessen platzt (Lipa, 1967). Das Ausmaß der Schädigungen, welche der Epimerit im Darmepithel der Wirte verursacht, ist bisher unbekannt. Bei entsprechenden Untersuchungen konnten keine Veränderungen des Gewebes gefunden werden (Geus, 1969; Hildebrand, 1976). Gewisse makroskopische Effekte konnten jedoch unter anderem bei Deutschen Schaben beobachtet werden (Lopes und Alves, 2005). Ein starker Befall mit Gregarinen ist bei der Deutschen Schabe schon am lebenden Tier erkennbar. Diese zeigen langsamere Bewegungen, geschwollene Abdomen und kurze, geringelte Antennen (Lopes und Alves, 2005). Schaben scheinen durch ihre Lebensweise und Ernährung für eine Gregarineninfektion anfällig zu sein (Geus, 1969).

Gewinnung von Gregarinen aus Schaben

Wer selbst einmal nach Gregarinen suchen möchte, dem sei der Artikel von Rolf Entzeroth in Rudolf Röttgers Buch *Praktikum der Protozoologie* (1995) beziehungsweise in der neuen, englischen Auflage *A course in Protozoology* (Röttger et al., 2009) empfohlen. Als Wirtstiere eignen sich Insekten und ihre Larven (z. B. Mehlkäferlarven) oder auch Regenwürmer. Bei den Regenwürmern befinden sich häufig Gregarinen in den Samenblasen. Wir erhielten verschiedene Schabenarten aus den Zuchten des Umweltbundesamtes in Berlin. Zum Fang von freilebenden Schaben empfehlen wir Klebefallen an warmen, nährstoffreichen Plätzen (z. B. Großküchen, Bäckereien) auszulegen oder Schädlingsbekämpfer um Rat zu fragen.
Vor der Präparation werden die Schaben in ein geschlossenes Gefäß gegeben und mit in Essigsäureethylester getränkten Tüchern bedampft, um eine Narkotisierung der Tiere zu erreichen. Wer eine sichere Hand hat und Fluchtversuche zu verhindern weiß, kann die Tiere auch lebend köpfen. Die Sektion erfolgt in einer Präparierschale, die mit 0,8 %iger Kochsalzlösung oder Leitungswasser gefüllt ist. Zur Untersuchung von Gregarinen wird den Schaben der Darm entnommen. Wer sich dabei die innere Anatomie der Schabe genauer anschauen möchte, sollte sorgfältig eine Körperdecke abpräparieren (siehe Storch und Welsch, 2009). Ansonsten reicht es, die letzten Hinterleibssegmente abzuschneiden und mit einer Pinzette den Darm aus dem Abdomen herauszuziehen. Anschließend eröffnet man den Mitteldarm und eventuell die Mitteldarmblindsäcke mit einer feinen Schere in 0,8 %iger Kochsalzlösung in einem kleinen Gefäß. War die Schabe infiziert, erkennt man nun die Gregarinen oft schon mit dem bloßen Auge oder aber mit der Lupe als lange, weißliche Stäbchen (Abb. 14). Kugelige Gametocysten (Abb. 13) sind bevorzugt im Enddarmbereich zu finden.
Die Gregarinen wurden mit einem Lichtmikroskop (Zeiss Axiostar plus) bei 5facher bis 40facher Vergrößerung im Hellfeld beobachtet. Fotos wurden an diesem Mikroskop mit einer digitalen Consumer-Kamera (Canon PowerShot A 75) angefertigt, die mit einer Halterung vor dem Okular befestigt wurde. Für die detailliertere Dokumentation wurden weiterhin Bilder mit einem Forschungsmikroskop (Zeiss Axiophot) mit integrierter Digitalkamera (In-

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

teq) und mit dem Rasterelektronenmikroskop (FEI Quanta 200) erstellt. Für die rasterelektronenmikroskopische Präparation wurden die Gregarinen in 2,5 %igem Glutaraldehyd fixiert, mit Alkohol entwässert, über eine Kritische-Punkt-Trocknung getrocknet und mit Gold bedampft. Bewegungen der Gregarinen konnten nur bei Tieren aus der Deutschen Schabe *Blattella germanica* beobachtet werden. Verschiedenste Bewegungen waren noch bis zu 30 min nach der Sektion unter dem Mikroskop zu beobachten. Die Gregarinen aus anderen Schaben zeigten unter den gleichen Präparationsbedingungen keine Bewegungsvorgänge.

Dank

Wir danken vielmals Frau Dipl. Biol. Gabi Schrader vom Umweltbundesamt in Berlin für die Überlassung von Schaben.

Literaturhinweise

Dettner, K., Peters, W.: Lehrbuch der Entomologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003.

Entzeroth, R.: Gregarinen. In: Röttger, R. (Hrsg.): Praktikum der Protozoologie, S. 133–140. Gustav Fischer, Stuttgart 1995.

Entzeroth, R.: Gregarines. In: Röttger, R., Knight, R., Foissner, W. (eds.): Protozoological Monographs 4, 149–156, Shaker Verlag, Aachen 2009.

Foerster, H.: Beobachtungen über das Auftreten von Gregarinen in Insekten. Parasitol. Res. 10, 644–643 (1938).

Geus, A.: Sporentierchen, Sporozoa. Die Gregarinida der land- und süßwasserbewohnenden Arthropoden Mitteleuropas. In: Peus, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeresteile nach ihren Merkmalen und nach ihrer Lebensweise, Teil 57. Gustav Fischer Verlag, Jena 1969.

Grell, K. G.: Protozoologie, 2. Auflage. Springer-Verlag, Heidelberg 1968.

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd edition. Schweitzerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.

Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Einzeller und Wirbellose Tiere. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie, 2. Auflage, S. 1–65. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2007.

Heintzelmann, M. B.: Actin and myosin in *Gregarina polymorpha*. Cell Motil. Cytoskeleton 58, 83–95 (2004).

Hildebrand, H. F.: Elektronenmikroskopische Untersuchungen an den Entwicklungsstadien des Trophozoiten von *Didymophyes gigantea* (Sporozoa, Gregarinida). Parasitol. Res. 49, 193–215 (1976).

Lipa, J. J.: Studies on gregarines (Gregarinomorpha) of arthropods in Poland. Acta Protozool. 5, 97–179 (1967).

Lopes, R. B., Alves, S. B.: Effect of *Gregarina* sp. parasitism on the susceptibility of *Blattella germanica* to some control agents. J. Invertebr. Pathol. 88, 261–264 (2005).

Röttger, R.: Praktikum der Protozoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.

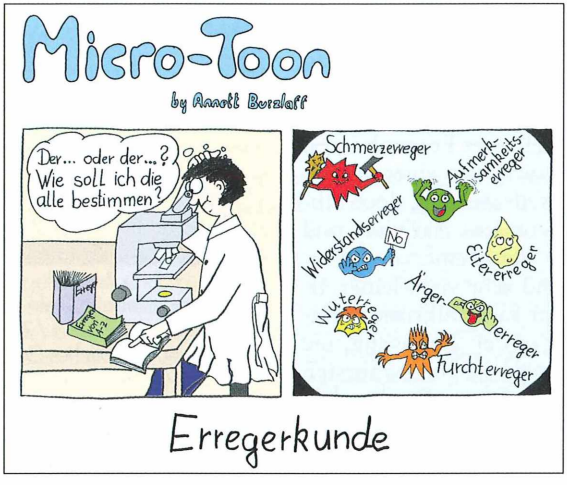
Rühl, H.: Beitrag zur Physiologie der Bewegung der Gregarinen: Bewegungselemente, Bewegungsweisen. Z. Parasitenkd. 48, 199–214 (1976).

Sabaratnam, M.: The biology of *Gregarina fernandoi* n. sp. in the cockroach *Pycnoscelus surinamensis* with observations on its development and cytochemical nature. J. Protozool. 18, 141–146 (1971).

Siebold, C. T. von: Beiträge zur Naturgeschichte der wirbellosen Thiere. N. Schrift. Naturf. Ges. Danzig 3, 56–71 (1839).

Storch, V., Welsch, U.: Kükenthal Zoologisches Praktikum, 26. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag GmbH, Heidelberg 2009.

Verfasser: B. sc. Melanie Könecke und
PD Dr. Renate Radek, Freie Universität Berlin,
Institut für Biologie/Zoologie,
Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin,
E-Mails: Melanie.koenecke@gmx.de und
rradek@zedat.fu-berlin.de



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

Hochauflösende Lichtmikroskopie – Gestochen scharfe Bilder aus dem Nanokosmos

Annett Burzlaff

Wissenschaft muss Grenzen durchbrechen, um Neues zu entdecken. Mehr als 130 Jahre lang galt die Grenze zwischen dem Mikrokosmos und dem Nanokosmos für die Lichtmikroskopie als unüberwindbar. Der Physiker Stefan Hell hat mit seinem hochauflösenden Lichtmikroskop diese Grenze durchbrochen. Seine Erfindung, die Stimulated Emission Depletion Mikroskopie (STED-Mikroskopie), macht zelluläre Strukturen sichtbar, die ein zehntausendstel Millimeter klein sind.

Vor etwa 130 Jahren begründete Ernst Abbe die moderne Mikroskopie mit seinen optischen Berechnungen. Er schuf damit die Voraussetzungen, Objekte bis in einen Größenbereich von 200 nm darstellen zu können. Dies war ein Meilenstein der Physik. Mediziner konnten nun in die Welt der Zellen und Mikroben vordringen und damit die Ursachen vieler Krankheiten verstehen. Gleichzeitig erkannte Ernst Abbe aber auch die Grenze der Lichtmikroskopie. Licht breitet sich als Welle aus. Optische Linsen können es auf einen kleinen Punkt fokussieren, doch Beugungseffekte verhindern, dass dieser Punkt kleiner als 200 nm ist. Damit ist auch die Größe der betrachteten Objekte begrenzt. Strukturen, die näher als 200 nm beieinanderliegen, können nicht oder nur unscharf dargestellt werden. Es wäre etwa so, als wollte man mit einem Boxhandschuh einzelne Tasten auf der Computertastatur treffen. Statt definierter Buchstaben, würde man einen Buchstabensalat produzieren, denn die Tasten liegen nahe beieinander. Betätigt man die Tasten dagegen mit der feinen Fingerspitze, erzeugt man definierte Buchstaben. 200 nm entsprechen einem 250stel eines Frauenhaares. Viele Zellorganellen können mit einer Auflösung von 200 nm dargestellt werden, doch Abläufe in der Zelle sind von der Aktivität und Interaktion molekularer Bausteine, der Proteine, abhängig. Diese sind sehr viel kleiner als 200 nm und bleiben dem Lichtmikroskop daher verborgen. Die Grenze der Auflösung, die so genannte Abbe-Formel, ist im wahrsten Sinne des Wortes in einem Jenaer Denkmal in Stein gemeißelt (Abb. 1a). Unter den Physikern herrschte Einigkeit darüber, dass es niemals möglich sein werde, mit dem Lichtmikroskop die Auflösungsgrenze von 200 nm zu durchbrechen. Doch der Physiker Stefan Hell revolutionierte die Lichtmikroskopie.

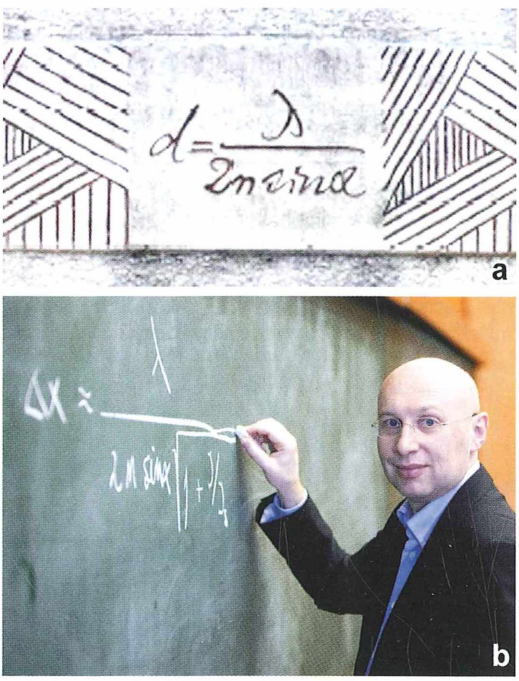


Abb. 1: a In Jena in Stein gemeißelt: Die Abbe'sche Auflösungsformel: $d = \lambda/2n \sin \alpha$. Sie war 130 Jahre lang ein unumstößliches Gesetz. Doch Stefan Hell brach das Gesetz und schrieb diese Formel neu (**b**): von der Abbe'schen Formel zur Hell'schen Formel (Fotos: a Deutscher Zukunftspreis, 2006, Pressemitteilung; b Ansgar Pudenz, Deutscher Zukunftspreis).

Fluoreszenzmikroskopie als Standardtechnik

Möchte der Biomediziner im Labor Details in Zellen sehen, greift er zum Fluoreszenzmikroskop. Fluoreszenzmikroskopie ist schon seit vielen Jahren eine Standardtechnik, die meist eine spezielle Vorbereitung der Zellen erfordert. Um Zellen im Fluoreszenzmikroskop beobachten zu können, markiert man Zellbestandteile beispielsweise Mitochondrien spezifisch mit einem fluoreszierenden Markermolekül. Dies funktioniert mit fixierten aber auch mit lebenden Zellen. Betrachtet man markierte Zellen im Fluoreszenzmikroskop zum Beispiel mit blauem Licht, wird das fluoreszierende Markermolekül kurzzeitig auf ein höheres Energienivau gehoben, fällt dann wieder zurück auf das energieärmere Niveau und setzt dabei längerwelliges, beispielsweise grünes Licht frei. Das Mikroskop ist mit einem Filtersystem ausgestattet, so dass für den Betrachter die Mitochondrien grün auf dunklem Hintergrund aufleuchten.

Eine Weiterentwicklung der Fluoreszenzmikroskopie ist die konfokale Laserscanningmikroskopie. Man nutzt für die Anregung der fluoreszierenden Markermoleküle einen Laserstrahl mit einer entsprechenden Wellenlänge und bündelt ihn durch das Objektiv auf die Probe. Der Laserstrahl rastert die Probe ab und erzeugt so Zeile für Zeile ein Bild. Unscharfe Bildinformationen aus den Bereichen oberhalb und unterhalb der Fokusebene werden ausgeblendet. Doch trotz feinem Laserstrahl scheitert auch ein Laserscanningmikroskop an der Auflösungsgrenze von 200 nm. Selbst wenn man einen Laserstrahl im kurzwelligen Bereich des Lichts (also im blauen Bereich bei 400 nm oder gar im UV-Bereich um 360 nm) wählt, kann man die Auflösungsgrenze von 200 nm nicht durchbrechen.

Kürzere Wellenlängen und damit mehr Auflösung lässt sich mit Elektronenmikroskopen erreichen. Diese erzeugen unter Hochspannung einen kurzwelligen Elektronenstrahl, der Auflösungen bis zu 0,1 nm erreicht. Doch in einem Elektronenmikroskop herrschen lebensfeindliche Bedingungen. Das Objekt muss fixiert und entwässert sein, damit es dem Vakuum und der hohen Energie des Elektronenstrahls standhalten kann. Eine Betrachtung lebender Zellen und ihrer Dynamik ist ausgeschlossen. Mikroskopiker stehen hier vor einem physikalischem Problem. Wie kann man die Auflösung verbessern und trotzdem mit Wellenlängen des sichtbaren Lichts arbeiten?

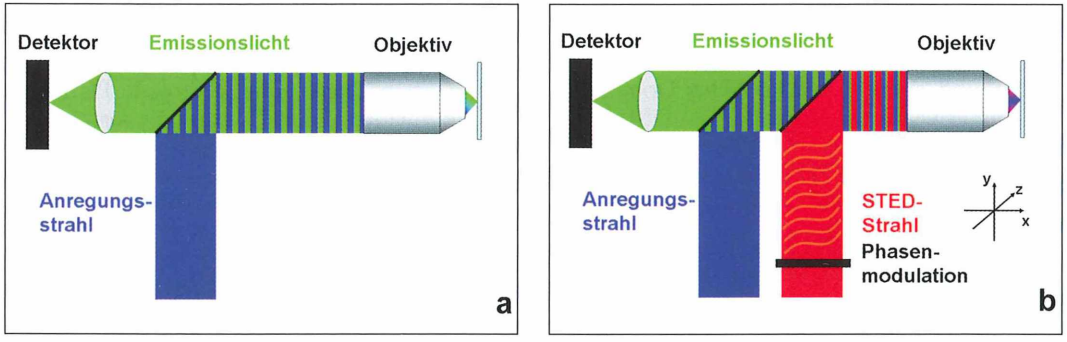


Abb. 2: Die linke Abbildung (**a**) zeigt schematisch den Aufbau eines Laserscanningmikroskops. Der Anregungsstrahl (blau dargestellt) wird über einen teildurchlässigen Spiegel in den Strahlengang des Mikroskops eingekoppelt und erreicht durch das Objektiv das Objekt. Der Brennfleck des Anregungslichtes hat beugungsbedingt einen Durchmesser von etwa gut 200 nm. Das blaue Licht regt Fluoreszenzmarker, die an Organellen oder Molekülen in der Zelle gekoppelt sind, zu grüner Fluoreszenz (Emission) an. Nachteil: Objekte, die näher als 200 nm beieinander liegen werden nicht getrennt dargestellt, sondern verschmelzen in der Abbildung zu einer unscharfen Masse. In der STED-Mikroskopie (**b**) wird ein zweiter Laserstrahl, der Abregungstrahl (rot), zeitlich synchronisiert ebenfalls über einen speziellen Spiegel in den Strahlengang eingekoppelt. Der rote Abregungstrahl ist ringförmig und überlagert den Brennfleck des grünen Anregungsstrahls. Dadurch wird die Fluoreszenz in der Peripherie des Brennflecks ausgeschaltet. Zur Fluoreszenz kommt es nur noch im „Loch des Doughnut". Je höher die Intensität des roten Abregungsstrahls ist, desto kleiner wird der Brennfleck des Anregungslichts und die Auflösung steigt (Abbildungen: Max Planck Gesellschaft, Berlin).

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

Ein Doughnut aus Licht regt Moleküle ab

Der Physiker Stefan Hell, Direktor am Max Planck Institut für biophysikalische Chemie in Göttingen (Abb. 1b) fand einen Ausweg aus diesem Dilemma. Statt mit einem Laserstrahl – wie im konfokalen Laserscanningmikroskop – experimentierte er mit zwei Lasern. Einer der Laser strahlt z. B. blaues Licht aus, das durch das Objektiv auf die Zelle gebündelt wird und einen Brennfleck von etwa 200 nm Durchmesser erzeugt. Die fluoreszierenden Markermoleküle in der Zelle werden dadurch auf ein höheres Energieniveau gehoben. Soweit entspricht es einem Laserscanningmikroskop (Abb. 2a).
Doch nun kommt der STED-Trick ins Spiel: Noch bevor die angeregten Markermoleküle wieder auf das niedrigere Energieniveau fallen und grünes Licht emittieren, werden sie von einem zweiten Laserstrahl, dem so genannten STED-Strahl, abgeregt, das heißt sie fluoreszieren nicht und werden einfach „ausgeschaltet". Der STED-Strahl ist Licht mit längerer Wellenlänge (beispielsweise rot) und legt sich ringförmig um den blauen Anregungstrahl. Dadurch werden vor allem die fluoreszierenden Moleküle abgeregt, die sich im äußeren Bereich des blauen Anregungsbrennflecks befinden. Die eigentliche grüne Fluoreszenz entsteht also nur noch im „Loch des Doughnut". So lässt sich der Fluoreszenzbrennfleck auf etwa 50–80 nm verkleinern. Steigern lässt sich der Effekt noch, indem man die Intensität des STED-Strahls erhöht und somit das „Loch im Doughnut" beziehungsweise den Brennfleck auf Molekülgröße verkleinert. Die Auflösung, die Stefan Hell mit seinem STED-Mikroskop erreichen kann, ist um etwa eine Größenordnung besser als die bisherige Auflösung von 200 nm, also 20 nm (Abb. 2b).

Wie man Fluoreszenz löscht

STED steht für „Stimulated Emission Depletion", was übersetzt Fluoreszenzlöschung durch stimulierte Emission bedeutet. Albert Einstein erklärte 1917, dass Licht mit Materie über stimulierte Emission wechselwirken kann. Trifft ein Photon auf ein Molekül im Grundzustand, so geht das Molekül in den energiereicheren, angeregten Zustand über. Stößt nun ein weiteres Photon auf das angeregte Molekül, nimmt es Energie von ihm auf und zwingt es zurück in seinen Grundzustand. Das Molekül ist abgeregt und fluoresziert nicht mehr. So wirkt die stimulierte Emission als ein Fluoreszenzhemmer.

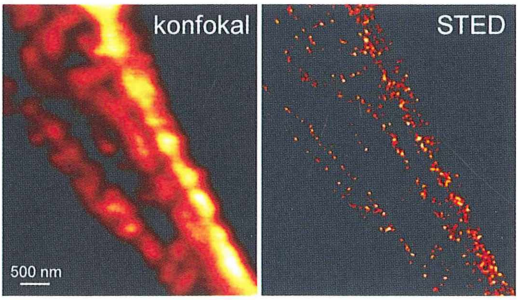


Abb. 3: Filamente in einer menschlichen Nervenzelle. Links der Blick durch ein herkömmliches konfokales Laserscanningmikroskop. Die Strukturen sind als unscharfe Masse abgebildet und nicht aufgelöst. Rechts der Blick durch ein STED-Mikroskop. Die erhöhte Auflösung macht die feinen Filamente scharf erkennbar (Foto: Max Planck Institut für biophysikalische Chemie, Göttingen, Pressemitteilung).

STED-Mikroskopie im Forschungsalltag

Prof. Dr. Stefan Hell wurde bereits mehrfach ausgezeichnet für die Entwicklung der STED-Mikroskopie, unter anderem 2006 für den Deutschen Zukunftspreis. Dabei zählt nicht nur die Originalität, sondern auch die Marktfähigkeit der Technologie. Die Firma Leica Microsystems bietet eine konfokale Plattform an, die mit der STED-Technologie kombiniert und für den täglichen Einsatz optimiert ist. So wird Höchstauflösung für viele Wissenschaftler an Kliniken und Universitäten möglich.

Was hat denn nun der normale Mensch von dieser Entwicklung?

Diese Frage beantwortete Stefan Hell in einem Interview anlässlich seiner Nominierung für den Deutschen Zukunftspreis 2006: *Max Planck sagte einmal: Dem Anwenden muss das Erkennen vorausgehen. Abgewandelt dazu kann man sagen: Dem nebenwirkungsfreien Behandeln von Krankheiten muss die Erkenntnis vorausgehen, was die Krankheit auf molekularer Ebene wirklich ausmacht. … Wenn wir viel besser sehen können, wie ein Medikament in der Zelle genau wirkt, dann ist das für die*

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

Medikamentenentwicklung ungeheuer wichtig. Es würde viele Tierversuche erübrigen, Nebenwirkungen reduzieren und die Entwicklungszeit enorm verkürzen. Und davon hat der normale Mensch ein Menge.

Das gesamte Interview, weitere Informationen und einen kurzes Video zum Thema „Lichtmikroskopie in ungekannter Schärfe" findet sich im Internet unter www.deutscher-zukunftspreis.de/content/team-1-1

Verfasserin: Dr. Annett Burzlaff, Gleiwitzer Straße 6, 67117 Limburgerhof

Aus der Industrie

Leica DM500 Ausbildungsmikroskop erhält den Worlddidac Award 2010

Der internationale Ausbildungsfachverband Worlddidac hat das Leica DM500 Ausbildungsmikroskop (Abb. 1) mit dem Worlddidac Award 2010 ausgezeichnet. Diese bekannte Auszeichnung wurde im Oktober 2010 bei der internationalen Ausstellung in Basel, Schweiz, offiziell überreicht.

Der Worlddidac Award ist die berühmteste internationale Auszeichnung im Bildungssektor für innovative und pädagogisch besonders wertvolle Produkte zum Lernen und Lehren. Alle zwei Jahre bewertet und beurteilt eine Expertenjury mit Hilfe klar definierter Qualitätskriterien und einer Vorauswertung die vorgestellten Produkte. Die Beurteilungskriterien beruhen überwiegend auf Gesamtqualität, Sicherheit, pädagogischem Wert, einfacher Handhabung und technologischer Innovation.

Das benutzerfreundliche Konzept des Leica DM500 in Verbindung mit seinem EZStore™-Design (integrierter Griff und Kabelaufroller) hat zur Entscheidung der Jury beigetragen. Auch die „saubere und grüne" Philosophie hinter dem DM500 mit seiner recyclingfähigen Verpackung, antibakteriellen Oberfläche AgTreat und internationalen Sicherheitszertifikaten war einer der Aspekte, mit denen es sich von anderen beurteilten Produkten abhob.

Abb. 1: Das Leica-Ausbildungsmikroskop DM500.

Weitere Informationen: Dr. Kirstin Henze, Leica Microsystems GmbH, Tel.: 0 64 41/29 25 50, Ernst-Leitz-Straße 17–37, 35578 Wetzlar,
E-Mail: corporate.communications@leica-microsystems.com
Internet: www.leica-microsystems.com
Redaktion MIKROKOSMOS

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, Rechbergstr. 5, 85049 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68 53, Mobil: 0162/2816128

Suche für Tubuslänge 160 mm: Zeiss-West Plan-Neofluare 16/0,50 und 40/0,90 Imm korr; nur Objektive ohne Kittschäden.
Harald Popp, Bamberg, Tel. 09 51/2 99 48 00

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

Dunkelfeld-Beleuchtung für Stereomikroskope

Gerd Günther

Nur mit einer angepassten Beleuchtung erzielt man optimale Ergebnisse. Diese Weisheit gilt für Mikroskope im klassischen Sinne wie auch für Stereomikroskope. In diesem Erfahrungsbericht wird der Selbstbau einer Durchlicht-Dunkelfeldbeleuchtung beschrieben.

Die Beleuchtung eines Objektes unter dem Stereomikroskop kann notfalls mit einer einfachen Schreibtischlampe erfolgen. Recht schnell jedoch kommt der Wunsch nach einer leistungsfähigeren Illumination der kleinen Objekte auf. Ausgangspunkt der Entwicklung war der Wunsch, Planktonproben sowie verschiedenste Mikroorganismen-Kulturen in Petrischalen wirkungsvoll zu beleuchten. Die Handhabung von Schwanenhals-Lichtleitern erwies sich bald als umständlich und nicht transportfreundlich. Die Auflicht-Beleuchtung mit einer einfachen, eingebauten Lampe ergab deutliche Schwächen bei höherer Vergrößerung. Die Durchlicht-Dunkelfeld-Beleuchtung hebt selbst kleinste Organismen plastisch und nahezu greifbar hervor, lässt sich aber mit herstellerseitig dafür vorgesehenen Stativunterbauten selten optimal einstellen. Zudem ergibt sich größenbedingt wiederum ein Transportproblem.

LED-Beleuchtungstisch

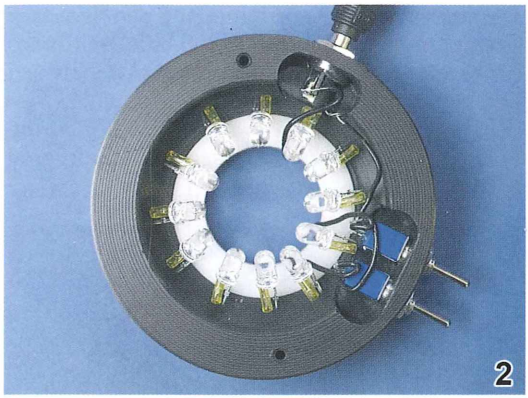
Die Fortschritte in der LED-Technik legten es nahe, diese universellen Lichtemittenten für den Bau verschiedenster Beleuchtungen einzusetzen. Dabei kommen in diesem Falle keine Hochleistungsmodule zum Einsatz, die üblicherweise die Halogenbrenner in den Lampengehäusen der normalen Mikroskope ersetzen können. Verwendung finden hier die so genannten superhellen LEDs der normalen, bedrahteten Bauform mit 5 mm Durchmesser und klarem Kunststoffkörper mit Stückpreisen um die 40 Cent. Kreisförmig unter der Präparateebene angeordnete Leuchtdioden ergeben hierbei das gewünschte Dunkelfeld. Die ersten Prototypen verwendeten acht LEDs. Das nutzbare Leuchtfeld von knapp 15 mm Durchmesser erwies sich jedoch bald als zu klein. Nach vielen konstruktiven Gesprächen mit befreundeten Mikroskopikern hat der hier vorgestellte Beleuchtungstisch jetzt einen Leuchtfelddurchmesser von 30 mm, der von 12 Leuchtdioden erhellt wird.

Mechanischer Aufbau

Der Grundkörper des Tisches besteht aus einem Kunststoffzylinder aus POM (Polyoxymethylen), einem handelsüblichen Kunststoff, der sehr gut spanabhebend bearbeitet werden kann. Verwendet wird ein Materialdurchmesser von 102 mm. Einerseits bietet diese Größe genügend Innenraum für die ringförmig angeordneten LEDs, andererseits kann der Tisch damit in Stativen mit 100 mm Bohrungsdurchmesser einge-

Abb. 1: Ring mit 12 LEDs in Aufsicht.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte



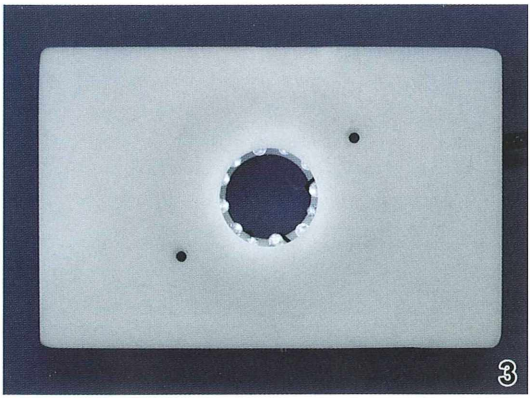


Abb. 2: Fertig montierter Grundkörper aus schwarzem POM (Polyoxymethylen) mit eingesetztem LED-Ring fertig verdrahtet. – **Abb. 3:** Ansicht mit aufgelegter Tischplatte.

setzt werden. Die Anpassung an unterschiedliche Lochdurchmesser ist durch Abdrehen eines entsprechenden Absatzes leicht möglich. Die im Stativboden des Stereomikroskops verwendete Bodenplatte wird entfernt und der Tisch eingesetzt. Die Beleuchtung ist damit zentriert und der Tisch verrutscht nicht bei Manipulationen am Objekt. Der fertige Grundkörper ist dabei treppenförmig ausgedreht, damit genügend Platz für den Leuchtdioden-Ring vorhanden ist. Nach unten ist der Grundkörper offen.
Die Tischplatte wird aus weißem Plexiglas erstellt, mit einer zentrischen Bohrung von 30 mm Durchmesser. Die gesamte Bauhöhe des Tisches über dem Stativfuß beträgt 25–30 mm.

Verschaltung der LEDs

Die 12 Leuchtdioden werden ringförmig auf einem separaten Ringkörper angeordnet. Der Außendurchmesser des Ringes beträgt dabei 45 mm. Der Ringkörper besteht aus einer Platine, die alle Bauteile aufnimmt und einem 4 mm hohen Kunststoffring zur Stabilisierung der LEDs (Abb. 1). Damit die Einstellung der Helligkeit einfach durch die Variation der Betriebsspannung über einfache Steckernetzteile möglich ist, muss jede LED mit einem entsprechenden Vorwiderstand versehen werden. Für bedrahtete Bauteile ist jedoch der Platz zu gering, daher werden hier Widerstände in SMD-Bauform verwendet (SMD: surface mounted device). Je LED werden zwei SMD-Widerstände zu 160 Ohm verwendet, um die anfallende Verlustwärme sicher abzuleiten. Mit etwas Übung lassen sich die winzigen Widerstände unter der Stereolupe problemlos löten. Die Leuchtdioden werden mit circa 20 mm Abstand verlötet, um die für das Dunkelfeld notwendigen Winkel einzustellen. Durch einfaches Zurechtbiegen per Hand kann so für jede Beleuchtungsaufgabe der passende Winkel voreingestellt werden. Optional können zwei Sektoren zu jeweils sechs LEDs separat geschaltet werden.

Ringförmiges Auflicht-Dunkelfeld

Nach dem gleichen Prinzip wurde gleichzeitig eine Auflicht-Dunkelfeldbeleuchtung erstellt.

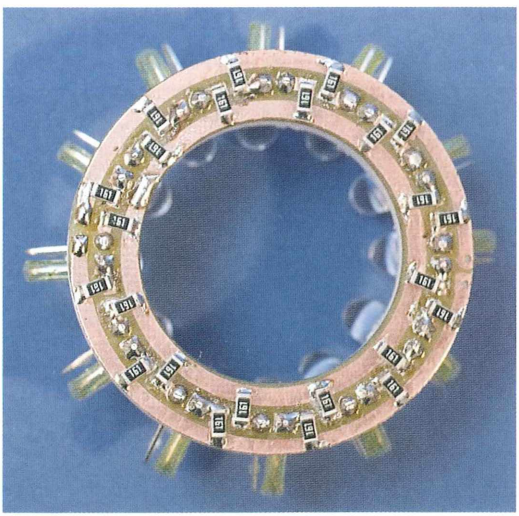


Abb. 4: Platinenseite des LED-Ringes mit SMD-Widerständen (SMD = surface mounted device).

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

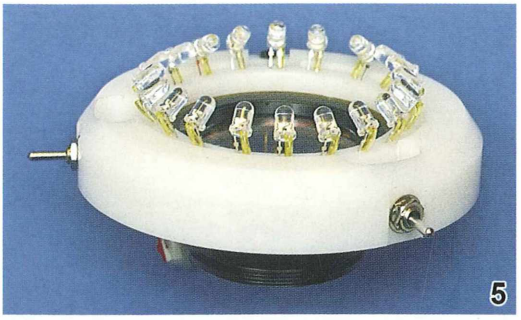


Abb. 5: LED-Ring für Auflicht mit eingebautem Objektiv. – **Abb. 6:** Auflicht-LED-Ring in Arbeitsposition.

Die Ringe sind hier nur entsprechend größer im Durchmesser, die mechanische und elektrische Anordnung der Leuchtdioden ist identisch. Je nach Arbeitsabstand des Objektivs werden die Anschlussdrähte der LEDs entsprechend gebogen. Bedingt durch den notwendigen größeren Durchmesser der Anordnung und den flacheren Beleuchtungswinkel zeigt hier die Sektorenschaltung deutlich bessere Ergebnisse als bei der Durchlicht-Dunkelfeld-Anordnung. Es finden insgesamt 20 LEDs auf dem Platinenring Platz, verschaltet zu zwei separat schaltbaren Sektoren.

Fazit

Der Dunkelfeldtisch hat sich für die präparative Arbeit am Stereomikroskop bewährt. Die Manipulation kleinster Objekte auf Objektträgern ist schattenfrei möglich. Ein Hochgenuss ist das Beobachten der Kleinlebewesen in Wasserproben. Die plastische Beleuchtung einer großen Amöbe oder verschiedenster Ciliaten ist mit dieser LED-Anordnung sehenswert.

Der LED-Ring für die Auflichtbeleuchtung ergibt durch den flachen Beleuchtungswinkel bei kurzem Arbeitsabstand sehr plastische Bilder. Die sektorweise Schaltung erhöht noch die Wirkung. Trotz des geringen Freiraumes ist die Probenmanipulation noch problemlos möglich.

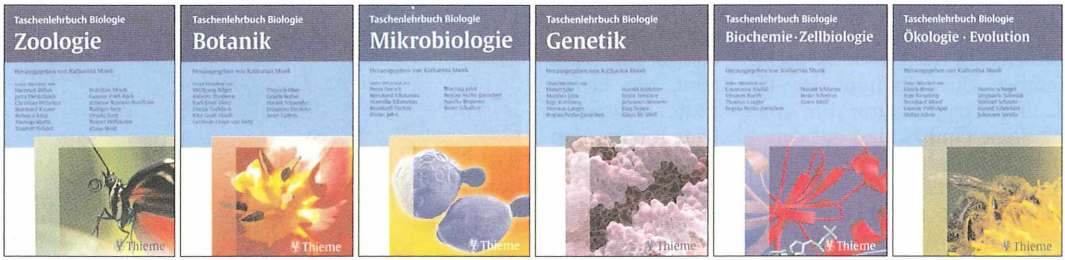
Verfasser: Gerd Günther,
Knittkuhler Straße 61, 40629 Düsseldorf;
E-Mail: gerd.guenther@rp-plus.de.
Mitglied im Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln und Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V.

ANZEIGE

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

Buchbesprechung

Munk, K. (Hrsg.): Taschenlehrbuch Biologie. Zoologie (2011, 960 S., € 34,95, ISBN 978-3-13-144841-5), **Botanik** (2009, 573 S., € 29,95, ISBN 978-3-13-144851-4), **Mikrobiologie** (2008, 618 S., € 29,95, ISBN 978-3-13-144861-3), **Genetik** (2010, 547 S., € 29,95, ISBN 978-3-13-144871-2), **Biochemie/Zellbiologie** (2008, 560 S., € 29,95, ISBN 978-3-13-144831-6), **Evolution/Ökologie** (2009, 479 S., € 29,95, ISBN 978-3-13-144881-1), Georg Thieme Verlag, Stuttgart.



Fit für den Bachelor! Davon sind die Werbeleute des Georg Thieme Verlags überzeugt, wenn sie auf die neue Taschenlehrbuch-Reihe aufmerksam machen, deren Herausgabe 2008 begann und zu Beginn dieses Jahres 2011 abgeschlossen wurde. Weiterhin hofft man, dass die neuen Taschenbücher zur Biologie den Bachelor-Studenten beim Erlernen des Grundwissens aller biologischen Fachdisziplinen nachhaltig unterstützen und ihm die Möglichkeit bieten, die Zusammenhänge zwischen den Fachgebieten herauszuarbeiten.

Die ersten vier Bände enthalten das relevante Grundwissen zur *Zoologie*, *Botanik*, *Mikrobiologie* und *Genetik*. Um die Gemeinsamkeiten der Organismen herauszustellen und gleichzeitig die Überschneidungen zwischen den Bänden möglichst gering zu halten, hat die Herausgeberin dieser Serie, Frau Dr. Katharina Munk, zwei übergreifende Werke den ersten vier Büchern zur Seite gestellt, nämlich *Biochemie/Zellbiologie* sowie *Evolution/Ökologie*.

Die Herausgeberin hat sich der nahezu herkulischen Herausforderung gestellt, die Manuskripte von über 40 Fachautoren unter Berücksichtigung eines gemeinsamen Konzepts zu redigieren. Jeder, der einmal als Herausgeber für ein von verschiedenen Autoren geschriebenes Buch tätig war, weiß, was dieses bedeutet. Frau Munk übernahm gleich sechsmal diese Aufgabe. Sie hatte allerdings vorweg geübt, als sie für den Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, in den Jahren 2001/2002 im Spektrum-Verlag die Reihe *Grundstudium Biologie* herausbrachte.

Ist nun das gelungen, was das Thieme *Public Relation Team* durch wohlklingende Worte an den Studenten bringen möchte? Im Moment ist das schwer zu sagen, da sich erst in den kommenden Semestern herausstellen wird, ob das neue Konzept greift, ob es der Realität im Universitätsalltag gerecht wird. Die Voraussetzungen sind allerdings recht positiv. Rein von der herstellungstechnischen Seite sind die Bücher beeindruckend. Die zahllosen Grafiken bestechen durch ihre didaktische Qualität. Das sollte nicht verwundern. Denn dafür ist der Georg Thieme Verlag bei der Fertigung seiner Lehrbücher seit Dekaden bekannt. Bei den bildlichen Wiedergaben hätte ich mir allerdings doch relativ oft etwas größere Formate und vielleicht auch hier und da qualitativ bessere Vorlagen gewünscht. Und natürlich könnte ich jetzt beckmesserisch eine Reihe von fachlichen Entgleisungen auflisten. Nichts leichter als das! Aber das würde dem Gesamtwerk nicht gerecht.

Vom Ansatz her ist natürlich ein Viel-Autoren-Werk begrüßenswert, da zahlreiche Spezialisten ihre besonderen Kenntnisse einbringen können. Ob das dann immer ausgewogen gelingt, sei dahingestellt. Es fällt schon auf, dass die *Zoologie* mit 960 Seiten nahezu doppelt so umfangreich wie die *Botanik* ausgefallen ist. Gewöhnungsbedürftig ist es auch, dass man über einzellige Lebewesen weder in der *Zoologie* noch in der *Botanik* auch nur andeutungsweise das erfährt, was man als zukünftiger Biologe wissen sollte. Man muss sich schon bis zur *Evolution/Ökologie* vorkämpfen, um dort die gewünschten Fakten zu erfahren.

Trotz der einen und anderen Schwäche sollte man das *Taschenlehrbuch Biologie* willkommen heißen. Es stellt sicher zuverlässig den derzeitigen Stand des biologischen Grundwissens dar. Man muss allerdings auch knappe 185,– Euro zur Verfügung haben, um die insgesamt 3.737 bedruckten Seiten in Form von schönen Taschenbüchern in sein heimisches Bücherregal einstellen zu können. Möglicherweise helfen ja die in derartigen Zusammenhängen immer wieder gerne strapazierten Großeltern durch großherzige, zweckgebundene finanzielle Unterstützung mit, wenn es darum geht, einem Enkelkind den Weg zu dem zukünftigen (Traum-) Beruf zu ebnen. Weihnachten ist zwar seit einiger Zeit vorbei. Aber es gibt ja auch noch Geburtstage und andere Anlässe, die einer besonderen Würdigung bedürfen.

Klaus Hausmann, Berlin

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

Nachricht

15. Feldberger Sommerworkshop und ein Sommerkurs Analytik und Umweltchemie für Schüler

Auch 2010 gestaltete das Institut für Analytik und Umweltchemie der Humboldt-Universität zu Berlin gemeinsam mit Herrn W. Frenzel, Institut für Technischen Umweltschutz der TU Berlin, mit Herrn L. Täuscher, Institut für Angewandte Gewässerökologie GmbH, und mit dem Ehepaar Richter von der Hydrographisch-biologischen Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V. den nun schon 15. Sommerworkshop in der Feldberger Seenlandschaft. In der Krüseliner Mühle wurden wiederum zwei Lehrgänge abgehalten, wobei der erste Durchgang für einen Biologieleistungskurs eines Berliner Gymnasiums ausgelegt war und der zweite vornehmlich für Chemie-Studierende vorbehalten blieb (Abb. 1).
Wie immer stand die Chemie des Wassers im Vordergrund. Die TeilnehmerInnen erhielten in der Einführung einen hinreichenden Einblick in die Limnologie des Feldberger Haussees, des Krüselin und des Schmalen Luzin, womit recht unterschiedliche Seen zur Untersuchung beprobt wurden. In dem in der Krüseliner Mühle eingerichteten Wasserlabor konnten die TeilnehmerInnen die selbst genommenen Wasser- und Sedimentproben mit verschiedenen Untersuchungsmethoden analysieren. So waren von den analytischen Methoden als chromatische Trennmethoden die Ionen- und Gaschromatographie, als elektroanalytische Verfahren die Schwermetallbestimmung mit Inversvoltammetrie und die pH-Messung mittels Glaselektrode und als spektroskopische Methoden die Photometrie und die Atomabsorptionsspektroskopie nutzbar.

Abb. 1: TeilnemerInnen am Studierendenkurs (Foto: Udo Zander, Neubrandenburg).

Abb. 2: SchülerInnen beim Freiluft-Mikroskopieren (Foto: Wolfgang M. Richter, Himmelpforten).

Aber, und das wird den MIKROKOSMOS-Leser sicherlich mehr interessieren, es wurden auch einschlägige biologisch-ökologische Gewässermerkmale untersucht. Die Bioindikation und Chlorophyll-a-Gehalte als Biomasseäquivalent spielten da eine große Rolle. Die Wasserpflanzenbestände und ihr Vorkommen in unterschiedlich nährstoffreichen Gewässern wurden ausführlich behandelt. An einem Tag war dann auch die Durchlichtmikroskopie an der Reihe. Es galt orientierend, gewissermaßen „ohne große Umstände", das Plankton der genannten Seen wenigstens überschlägig zu betrachten und einzuordnen. Die jeweilig vorherrschenden Arten oder mögliche Massenentwicklungen sollten erkannt werden, um daraus Rückschlüsse auf die Gewässergüte ziehen zu können. Einführend wurde dazu die richtige Nutzung des Mikroskops erklärt. Ein Lichtbildervortrag stimmte die am Mikroskop weniger Geübten auf das ein, was sie nachher eventuell im Präparat sehen konnten. Zum Abschluss fand eine Ergebnisdiskussion statt, zu der die einzelnen Arbeitsgruppen ihre Befunde darlegen mussten.
Im Juni gab es schon einen dreitägigen Sommerkurs für SchülerInnen in Berlin am Weißen See (Abb. 2). Mit diesen auch schon seit 15 Jahren durchgeführten Kursen wird das Ziel verfolgt, die SchülerInnen mit den Vorgängen in geschichteten Süßwasserseen vertraut zu machen und bei ihnen das Interesse an naturwissenschaftlichen Studienrichtungen zu wecken.

Wolfgang M. Richter, Himmelpforten,
und Georg Kubsch, Berlin

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

Mikroskopie und Kunst

Rudolf Drews

Nicht nur ein Design-Entwurf eines Mikroskops hat etwas mit Kunst zu tun, auch die Formgebung selbst aus Holz, Pappe, Leder oder Messing erforderte seinerzeit hohe Kunstfertigkeit. Und das Mikroskopieren selbst ist eine Kunst für sich. Aber all dieses ist hier nicht gemeint.

Ernst Haeckel (1834–1919) war Zoologe, Mikroskopiker und Künstler zugleich. Seine Begabung ermöglichte ihm, im Zeitraum von 1899 bis 1904 die Gestalten des Lebens als *Kunstformen der Natur* bildlich in gedruckter Form wiederzugeben. Hier betonte und verdeutlichte er Strukturen bis hin zur Idealisierung. So ist bildhafte – auch formende – präzise Darstellung der Natur Kunst. Viele künstlerisch begabte Wissenschaftler haben sich um naturgetreue Wiedergabe von Mikroorganismen bemüht. Es gibt aber auch Goldschmiede und Glaskünstler, welche Mikroorganismen als Vorbild ihrer Artefakte nahmen (Hausmann, 2006; Koch und Koch, 2007).

Kunst kann aber auch etwas anderes: Sie verändert, übertreibt oder sie verlässt gänzlich das materielle Vorbild. Sie wird abstrakt und versucht so zum Beispiel Empfindungen darzustellen.

Seitdem die Fotografie erfunden war, benutzt der Mikroskopiker sie zur möglichst naturgetreuen Abbildung seiner Objekte und die Fotografie tritt damit in den Wettstreit mit der zeichnerischen Darstellung. Was Haeckel mit dem Zeichenstift tat, nämlich die bildlich scharfe Wiedergabe in allen Ebenen, ermög-

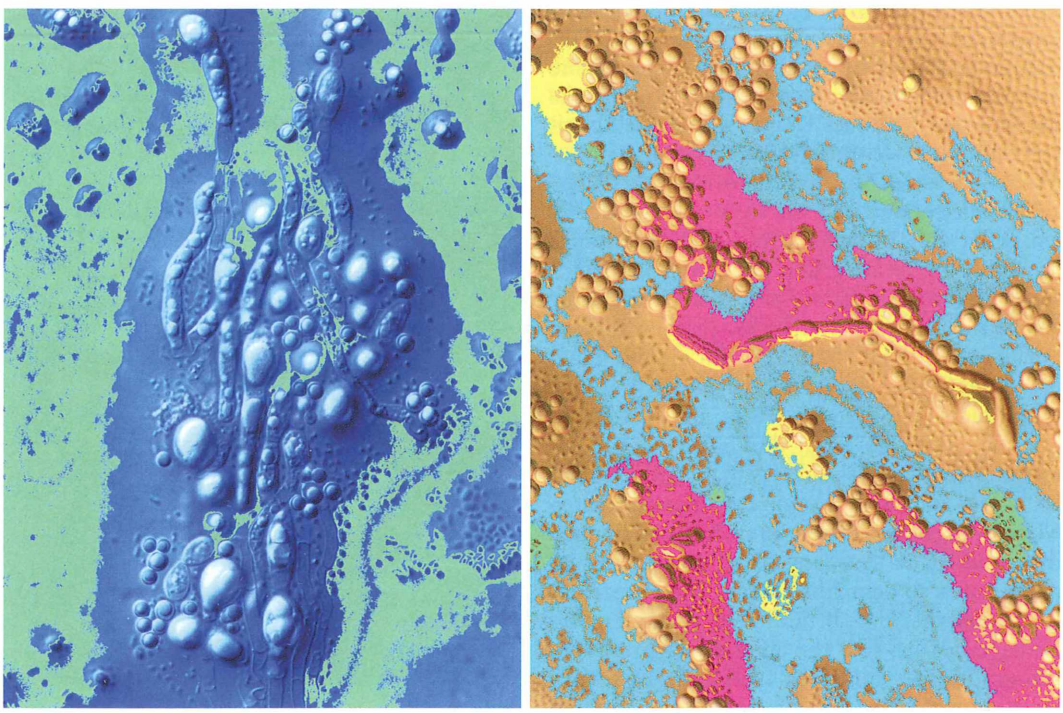


Abb. 1: *Fremde Welt 1* (links); *Fremde Welt 2* (rechts) (Bakterien und Hefen).

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

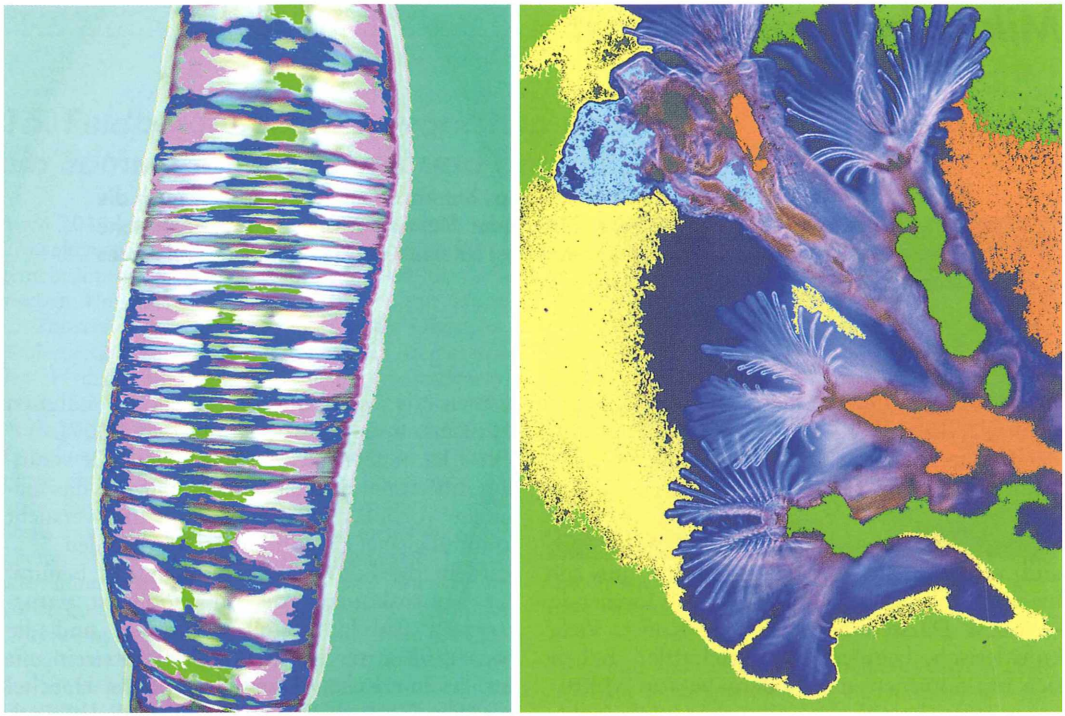


Abb. 2: *Violett* (links) (*Tabellaria*); *Blauer Traum* (rechts) (Bryozoen).

lichen heute mehr oder weniger aufwändige Computerprogramme. Wenn vor einigen Jahren noch Farb-Mikrofotografie keine leichte Aufgabe war, lassen sich heute fotografische Mängel in Farbtreue, Kontrast und Helligkeit per Computer weitgehend korrigieren.

Mikroskopische Strukturen, vornehmlich Einzellerskelette, sind und waren Anregung für Architekten und Kunsthandwerker. Wie anfangs erwähnt, ist Veränderung ein Mittel künstlerischer Gestaltung. Es besteht kein Grund, eine solche nicht auch bei mikroskopischen Bildern anzuwenden (Abb. 1 und 2), um einmal gänzlich ungewohnte *Ansichten der Natur* im Sinne Humboldts zu erzielen. Was dabei herauskommt, lässt sich wohl durchaus messen mit nichts sagenden Produkten mancher „Künstler". Die mit dem Computer abgewandelten Mikrofotografien lassen zum Teil kaum noch ihre natürliche Ausgangsform erkennen und nähern sich so dem Abstrakten. Die Hersfelder Kunstmalerin Ute Brinkmann (www.galerie-alterego.de) ließ sich von einer digitalen Mikrofotografie eines gefärbten Leitbündelausschnittes zu einem Ölbild inspirieren (Abb. 3). Über vergleichbare künstlerische Tätigkeiten wurde

Abb. 3: *Elementares* (Leitbündel) (Ölbild von Ute Brinkmann, Hersfeld).

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

im MIKROKOSMOS vor nicht allzu langer Zeit berichtet (Herrmann, 2009). So öffnet die digitale Mikrofotografie in Verbindung mit dem Computer ein neues Feld der künstlerischen Bildgestaltung.

Literaturhinweise

Haeckel, E.: Kunstformen der Natur. Verlag des Bibliographischen Instituts, Leipzig 1899–1904.

Hausmann, K.: Der Mikrokosmos in Gold und Silber – Robert Kraus: Naturwissenschaftler und Künstler. Mikrokosmos 95, 26–28 (2006).

Herrmann, K.: Mikroskopie trifft Kunst. Mikrokosmos 98, 347–348 (2009).

Koch, H., Koch H.-J.: Blaschka: Gläserne Geschöpfe des Meeres. Dölling und Galitz Verlag, München 2007.

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

Kurze Mitteilung

Horizontaler Gentransfer: Eine Schnecke wird zur Pflanze?

Pflanzen haben Plastiden wie beispielsweise Chloroplasten für die Photosynthese. Diese werden von Generation zu Generation übertragen, also vertikal. Tiere haben keine Plastiden. Manche tierische Organismen „stehlen" sich aber Plastiden von Pflanzen und diese „Kleptochloroplasten" bleiben photosynthetisch eine Zeit lang aktiv. Es fehlen hier aber die (pflanzlichen) Kerngene, die viele Plastiden-Proteine kodieren. Diese Proteine haben teilweise eine hohe Umsatzrate, sind also kurzlebig. Kleptochloroplasten können daher eigentlich nicht lange aktiv sein.

Einige marine Schnecken entnehmen Chloroplasten von ihren Futteralgen. Sie saugen diese aus und verdauen alles, auch die Algen-Zellkerne, nur nicht die Chloroplasten. Diese Kleptochloroplasten bleiben Monate lang überraschender Weise in der Lage, Kohlendioxyd zu fixieren, Sauerstoff zu bilden und sogar die Gene zu exprimieren, die im Plastiden-Genom kodiert sind. Und das alles ohne die Algen-Kern-Gene? Nun, auch hier müssen die Chloroplasten von Zeit zu Zeit ersetzt werden, muss die Schnecke neue Chloroplasten aufnehmen.

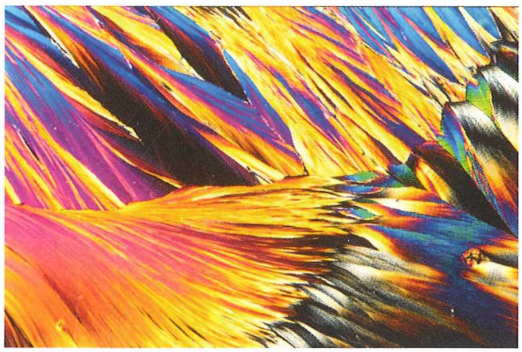
Dieses Rätsel ist jetzt teilweise gelöst (Bock, 2010). Die marine Schnecke *Elysia chlorotica* (beachten Sie den Art-Namen!) saugt die Chromophyten-Alge *Vaucheria litorea* aus. Ein (Algen-Kern-) Gen für ein Photosystem II-Protein, das an der Wasserspaltung beteiligt ist, wurde jetzt im Schnecken-Kern-Genom nachgewiesen: Hier fand ein horizontaler Gentransfer statt. Es konnte sogar gezeigt werden, dass das Algen-Gen dort exprimiert wird. Auch drei Algen-Kerngene, die Proteine des Lichtsammelkomplexes der Plastiden kodieren, sind im Schneckenkern nachgewiesen. Es ist zu erwarten, dass weitere Algen-Kern-Photosynthese-Gene gefunden werden, die horizontal in die Schnecken-Kerne übertragen wurden. Würde sich dieser Gentransfer ausweiten und komplettieren, wäre dann aus der Schnecke *Elysia* ein Organismus mit Chloroplasten geworden, die vertikal übertragen werden, also eine Pflanze? Die ersten Schritte dazu sind getan.

Literaturhinweis

Bock, R.: The give-and-take of DNA: horizontal gene transfer in plants. Trends Plant Sci. 15, 11–22 (2010).

Eberhard Schnepf, Heidelberg

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



Schwefelkristall im polarisierten Licht.

Profis wie auch ausgezeichnete Amateurfotografen, konnten wir für diese Veranstaltung gewinnen. Die Industrie beteiligt sich auch in verschiedener Hinsicht an dieser Veranstaltung.
In dieser Form wird das Treffen der Mikrofotografen eine hervorragende Gelegenheit für alle Besucher sein, tiefgehende Informationen zu den Arbeitsweisen und Möglichkeiten der Mikrofotografie und den damit verbundenen Techniken und Geräten zu erhalten. Natürlich werden auch Mittel zur extremen Nahfotografie vorgestellt, und die Referenten geben Ihnen bereitwillig Rede und Antwort zu allen Bereichen der Mikrofotografie. Die Referenten veröffentlichen ihre Bilder in Ausstellungen und Spitzenmagazine weltweit sowie beispielsweise in *Geo* und *Stern*, und wir sind stolz darauf, sie für dieses Fotofestival gewonnen zu haben.

Aktuelle Informationen zu den Referenten und den geplanten Vorträgen erhalten Sie im Internet auf der Seite von Peter Woitschikowski:
http://www.fotomagier.de/Fotomagier.de_Fotografie_Peter_Woitschikowski/Mikrofoto-Festival,_Infos,News.html
Zum Organisationsteam gehören Bernhard Potthoff, Versmold, Dirk Schumacher, Rheda-Wiedenbrück, sowie Elke Kessler, Rheda-Wiedenbrück.

Anfragen bitte an Herrn Peter Woitschikowski:
Tel.: 0 52 41/46379,
E-Mail: pewo33@yahoo.de

Veranstaltungsinfos

Termin: Sonntag, den 29. Juni 2011,
Beginn 11 Uhr, Ende 18 Uhr.

Veranstaltungsort: VHS im Stadthaus Wiedenbrück, Luise-Hensel-Saal, Kirchplatz 2,
33378 Rheda-Wiedenbrück.

Anmeldung: Ab 09.02.2011 direkt bei der **VHS Geschäftsstelle:** www.vhs-reckenberg-ems.de.
VHS im Stadthaus Wiedenbrück,
Kirchplatz 2, 33378 Rheda-Wiedenbrück,
Tel.: 0 52 42/9 03 00, Fax: 0 52 42 90/3 01 30.
Anmelde-Hotline Tel.: 0 52 42 90/3 09 00.

Teilnahmegebühr: 30,– €, inklusive aller Vorträge und Workshops.

Um rechtzeitige Anmeldung wird gebeten.

24.–29. Juli 2011: VI European Congress of Protistology (ECOP) in Berlin

In der letzten Juli-Woche dieses Jahres findet in Berlin der *VI ECOP* statt. Die Arbeitsgruppe Protozoologie, Leitung Prof. Hausmann, des Instituts für Biologie/Zoologie der Freien Universität Berlin organisiert im Auftrag der *Deutschen Gesellschaft für Protozoologie (DGP)* diesen für Europa wichtigen Kongress. Schirmherr ist die *Federation of European Protistological Societies (FEPS)*.
Die Kongressaktivitäten, zu denen man ca. 400 Teilnehmer primär aus Europa, aber darüber hinaus auch aus aller Herren Länder erwartet, werden nicht in einem Kongresshotel, sondern in Universitätseinrichtungen des Dahlemer Campus stattfinden.
Zurzeit wird ein sehr attraktives Programm zusammengestellt, das von Plenarvorträgen, Workshops, Kurzvorträgen sowie Posterpräsentationen geprägt ist. Hinzu kommen Preisverleihungen sowie ein Sondersymposium anlässlich des 80. Geburtstags eines Kollegen, der sich sehr um die europäische und internationale Protistologie verdient gemacht hat.
Dieser für den europäischen Raum wichtige Kongress findet seit 1992 im zunächst Drei-, dann Vierjahresrhythmus in jeweils einem anderen europäischen Land statt: 1992 in Reading (England), 1995 in Clermont-Ferrand (Frankreich), 1999 in Helsingør (Dänemark), 2003 in San Benedetto del Tronto (Italien) und 2007 schließlich in St. Petersburg (Russland). Somit steht der Berlin-Kongress in einer langen Tradition eines sehr erfolgreichen wissenschaftlichen Meetings.
Interessenten können weitere Informationen im Internet finden: www.ecop2011.org

Redaktion MIKROKOSMOS

Hinweise für Autoren

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

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text wird durch Zwischenüberschriften untergliedert. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich, sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy auf einer CD als Word-Dokument ohne spezielle Formatierung eingereicht werden (Arial 12 pt). Bitte keine Trennungen einfügen.

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) nicht in den Haupttext einbauen, sondern als Anhang auf eigene Manuskriptseiten schreiben. Alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren, aber nicht in den laufenden Text einfügen, sondern gesondert beilegen.

4. Als Bildvorlagen sind Farbdias, Schwarzweiß- oder Farbfotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken geeignet. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z. B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern getrennt belassen).
Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

6. Literaturzitate bitte in alphabetischer Reihenfolge anordnen und nach folgendem Schema anfertigen:

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Schnepf, E.: Optische Aufheller: Leuchtende Werkzeuge für die Mikroskopie. Teil 1: Mechanismen und Substrate der Fluochromierung. Mikrokosmos 94, 175–180 (2005).
Kudryavtsev, A., Smirnov, A.: *Cochliopodium gallicum* n. sp. (Himatismenida), an amoeba bearing unique scales, from cyanobacterial mats in the Camargue (France). Europ. J. Protistol. 42, 3–7 (2006).

Buchzitate:
Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton. Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.

Zitate von Buchbeiträgen:
Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: „Einzellige Eukaryota", Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, 2. Auflage, S. 1–65. Elsevier Verlag, München 2007.

7. Jeder Autor erhält von seinem Beitrag vor dem Druck einen Andruck zum Gegenlesen. Korrekturen müssen sich auf Satzfehler beschränken. Umfangreiche Textnachträge oder Umstellungen sind aus Kostengründen nicht möglich.

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke oder ein PDF. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

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

10. Manuskripte bitte einsenden an:
Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
Freie Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt eine Fächerkoralle aus der Gattung *Euplexaura*; Unterwassermakroaufnahme; Malediven.

Präparationstechnik: Lebendpräparat.
Foto: Dr. Hubert Blatterer, Linz, Österreich; E-Mail: hemimastix@yahoo.de.

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

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

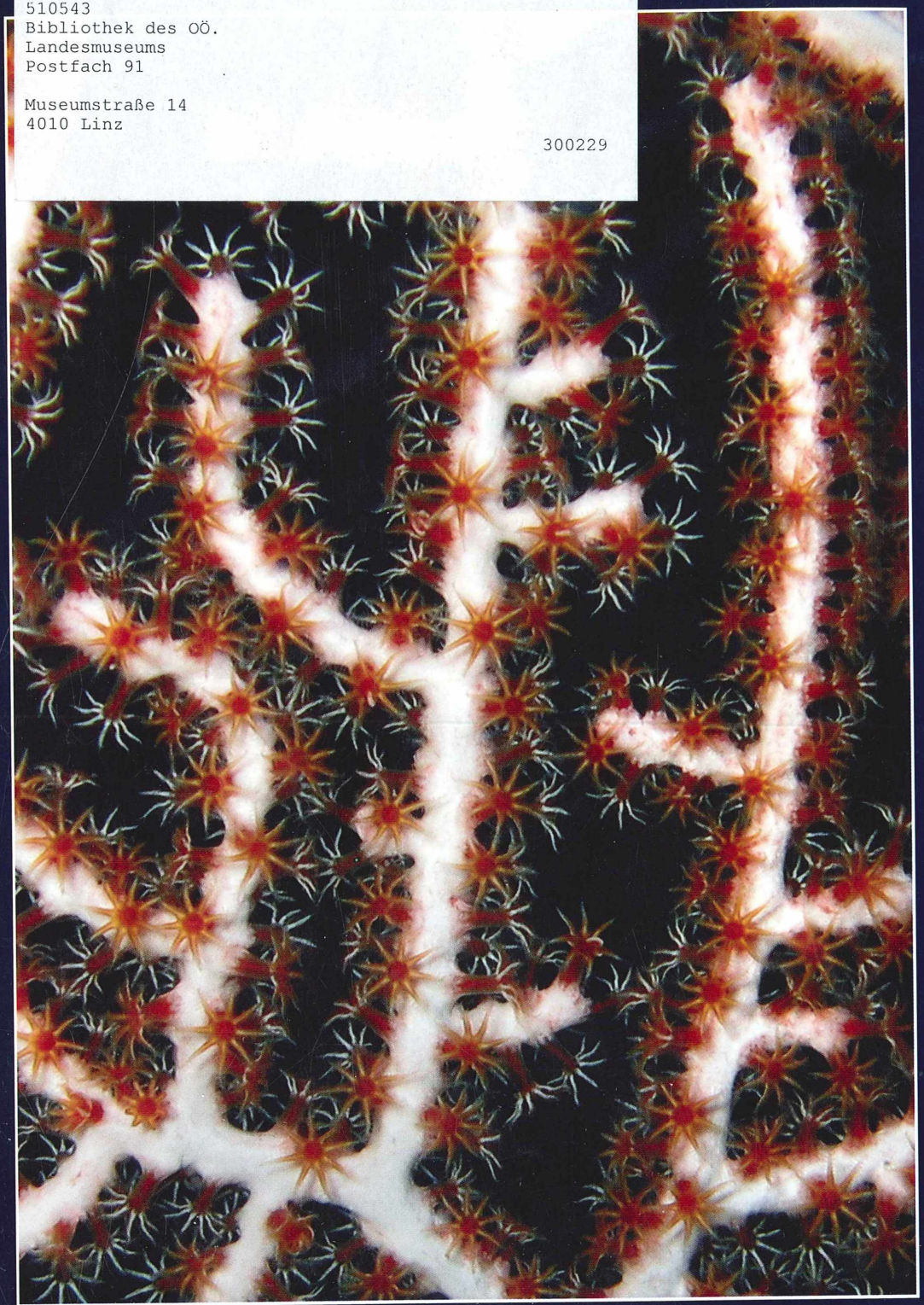
Mikrokosmos
Heft 2, März 2011

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

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2011

Band/Volume: 100_2

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 100_2 1