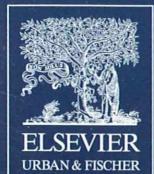


II 90372/98,4

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



MIKROKOSMOS

Heft 4
98. Jahrgang
Juli 2009

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



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

- 193** Das doppelte Lottchen der Coniferen: Das Nadelblatt der Schirmanne
Sciadopitys verticillata
Klaus Herrmann und Detlef Kramer
- 198** Biomechanik von Flugsamen
Teil 2: Stabilität und Verbreitung der Fallschirmchen des Löwenzahns
Werner Nachtigall
- 206** Edaphon auf weiter See – Zur Makrofotografie von Bodenorganismen
Erich Lüthje
- 211** Selbstbau eines Dunkelfeldkondensors
Vigilio Puel
- 213** Einzeller im Zusammenleben mit Vielzellern
Teil 2: Symbiotische Termitenflagellaten
Renate Radek und Klaus Hausmann
- 221** Pfeilschnelle Räuber im Meeresplankton: Die Chaetognathen
Alexander Kieneke und Ole Riemann
- 229** Kondensor und Objektiv: Ein unschlagbares Team, wenn man sie lässt
Teil 2: Praktische Beispiele
Gerhard Kauer
- 237** Wie Wirbeltiere ihre Nahrung verdauen
Siegfried Hoc
- 244** Mikroalgen in Massenkulturen
Eberhard Schnepf
- 249** Abgeblendeter Phasenkontrast – Eine attraktive optische Variante
zur Verbesserung von Phasenkontrastbeobachtungen
Jörg Piper

Rubriken

- 197, 236, 243, 248**
Buchbesprechung
- 205**
Kurze Mitteilung
- 210**
Micro-Toon
- 242, 255**
Nachricht

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: Edaphon-Organismen, aufgenommen mit einem Zeiss-Tessovar kombiniert mit einer Olympus 2x-Lupe. Siehe Artikel E. Lüthje, S. 206–210.

Das doppelte Lottchen der Coniferen: Das Nadelblatt der Schirmtanne *Sciadopitys verticillata*

Klaus Herrmann und Detlef Kramer

Sciadopitys verticillata gehört der monotypischen Familie Sciadopityaceae an, das heißt, dass es sich um die einzige rezent vorkommende Art dieser Gymnospermen-Familie handelt. Die Nadeln, die bei oberflächlicher Betrachtung Kiefernadeln ähneln, weisen jedoch bei mikroskopischer Untersuchung einige Besonderheiten auf, die hier näher beschrieben werden sollen.

In dieser Besonderheiten wurden durch Roth (1962) und Hille et al. (2001) untersucht. Aus der Art und Weise wie die Leitbündel (Blattspuren) aus dem Spross abzweigen, haben die Autoren geschlossen, dass es sich gar nicht um Nadelblätter, sondern um Flachsprosse, so genannte Cladoden handelt. Wir möchten auf diese Frage hier aber nicht weiter eingehen, da die Anatomie, trotz der darzustellenden Besonderheiten, typisch ist für Nadelblätter.

Eine kleine Vorgeschichte

Nicht nur die Besonderheiten des Objekts sind einen Bericht wert, sondern auch die Um-

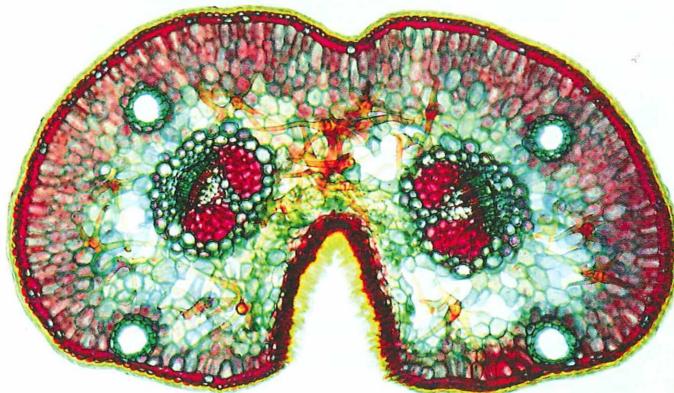
stände, die zur näheren Beschäftigung geführt haben, sollen hier kurz erzählt werden.

Das ungewöhnliche Erscheinungsbild eines Nadelbaums vor einem Lokal, in dem wir gut gespeist hatten, machte mich neugierig, so dass letztendlich eine Spross-Spitze in meinem Labor landete (Abb. 1 und 2).

Erste orientierende Handschnitte wurden mit der von mir gerade modifizierten, noch unveröffentlichten grünen Variante der gut bekannten Etzold-Trichromfärbung gefärbt. Die Schnitte waren nicht nur attraktiv, sondern zeigten darüber hinaus Besonderheiten, die nun in diesem Bericht behandelt werden (Abb. 3). Die Frage: *Was ist denn das für ein seltamer Baum?* führte zu einer längeren Recherche.



Abb. 1: Junge Schirmtanne aus einer Gärtnerei. – Abb. 2: Spross-Spitze der Schirmtanne mit namensgebender Auffächerung der Nadeln.



3 Abb. 3: Nadelquerschnitt.
Färbung Etzold-grün.

Der Baumbesitzer hatte die „Kiefer“ vor 20 Jahren gekauft und konnte nicht helfen. Meine spärliche Literatur verführte mich zunächst zu einer blamablen Fehlbestimmung: Weymouth-Kiefer (*Pinus strobus*). Dies konnte ich kurz darauf selbst widerlegen, weil bei dieser fünf Nadeln aus einem Kurztrieb kommen. Im französischen Mikroskopieforum Le Naturaliste (2008) war man von meinen Bildern angetan und es kamen rasch einige Vorschläge, darunter auch der – erst nicht beachtete – richtige.

Kurz darauf zeigte ich Detlef Kramer die Schnitte anlässlich eines Mikroskopikertreffens an der TU Darmstadt. Sie haben ihn anfänglich wegen der Besonderheiten auch etwas ratlos gemacht. Der Direktor des Botanischen Gartens der TU Darmstadt Dr. Stefan Schneckenburger gab dann spontan den richtigen Hinweis zur Bestimmung, und auch wo der Baum im Garten zu finden ist. Zur Verifizierung hat

nun der Autor Detlef Kramer ebenfalls Schnitte der Nadeln angefertigt, die von dem sicher bestimmten Baum stammen. Durch die auffälligen Merkmale war die Identität zweifelsfrei festzustellen: Es handelte sich um die Schirmtanne *Sciadopitys verticillata* (Abb. 4). Die Ergebnisse unserer weiteren Untersuchungen an den ungewöhnlichen Nadelblättern dieser Schirmtanne werden hier nun dargelegt.

Material und Methoden

Nadeln von *Sciadopitys verticillata* wurden ohne Fixierung frisch geschnitten; entweder frei Hand in Holundermark oder aber in Styrodur mit Einmalklingenhalter (Herrmann und Strelle, 2005) und mit Einmalklingen von Jung/Leica an einem Handmikrotom von Leitz/Jung. Unmittelbar danach wurden die Schnitte ent-



4 Abb. 4: Vergleichsschnitt mit denselben auffälligen Idioblasten im Parenchym der Nadeln. –
Abb. 5: Nadelunterseite mit Einbuchtung, die mit kleinen hellgelben Papillen besetzt ist.



5

weder kurz in AFE fixiert oder im frischen Zustand belassen und mit dem Etzold-grün gefärbt.

Die Epifluoreszenzaufnahmen wurden mit einem Zeiss Axioplan hergestellt. Die Durchlichtaufnahmen wurden ebenfalls mit einem Axioplan angefertigt. In beiden Fällen wurde eine Digitalkamera Canon PS A 620 über den großen Zeiss-Fotoadapter für Unendlichoptik angeschlossen. Makroskopische Aufnahmen wurden mit einem Olympus Stereomikroskop SZX 12 und derselben Kamera angefertigt.

Die Vergleichsaufnahme von Detlef Kramer (Abb. 4) wurde an einem Zeiss Standard mit einer Canon PS A 570 angefertigt.

Beobachtungen

Betrachtet man die grünen Nadeln, die schirmförmig von Kurztrieben abzweigen, mit bloßem Auge, so fällt auf der Unterseite eine hellgelbe Einbuchtung auf, die wir uns näher angeschaut haben (Abb. 5). Der spiegelsymmetrische Aufbau der Nadeln ist im Querschnitt schon bei geringer Vergrößerung zu beobachten (Abb. 3).

Es sei an dieser Stelle erinnert, dass ein typisches Nadelblatt, zum Beispiel von der Kiefer (*Pinus* sp.) im Zentrum ein doppeltes Leitbündel enthält, das von einer einzigen Endodermis umgeben ist. Bei *Sciadopitys* hingegen erkennen wir deutlich zwei dieser doppelten Leitbündel, jedes für sich von einer Endodermis umgeben (Abb. 3). Die Nadel selbst ist sowohl auf der Oberseite als auch – und das wesentlich

deutlicher – auf der Unterseite eingebuchtet. Aus diesen beiden Beobachtungen ist erkennbar, dass es sich wohl um ein Verwachsungsprodukt von zwei Nadeln handeln muss. Im Parenchym sind sehr große Kavernen erkennbar. Diese sind aber nicht leer, sondern es wachsen aus dem Parenchym geweihförmige, mehrzellige Gebilde, so genannte Idioblasten in diese Kavernen hinein. Diese sind besonders kontrastreich im polarisierten Durchlicht zu sehen. Sie leuchten intensiv hell, wohl weil deren Wände aus Zellulose bestehen (Abb. 6).

In Abbildung 7 sieht man Assimilationsgewebe mit zwei Harzkanälen (innere Zellschicht: schizogene Drüsenzellen) und Abschlussgewebe, bestehend aus stark sklerifizierter Hypodermis (rosa), die aber von einzelnen dünnwandigen, nicht sklerifizierten Zellen unterbrochen ist, sowie die von einer starken Cuticula bedeckte Epidermis (gelborange).

Als Idioblasten bezeichnet man Zellen oder Zellverbände, die aus einem an sich uniformen Gewebe entstehen und ein völlig anderes Erscheinungsbild haben. Als typisches Beispiel sei hier der Spaltöffnungsapparat der Blattempidermis erwähnt. Die hier zu beobachtenden Idioblasten (Abb. 7) weisen allerdings eine überraschende Ähnlichkeit mit den skleridalen Idioblasten des Seerosenblattes (*Nymphaea*) auf. Abbildung 8 zeigt ein Leitbündel, eingebettet in das für ein Gymnospermenblatt typische Transfusionsparenchym, das von einer Endodermis umgeben ist. Die Zweiteilung ist erkennbar, wenn auch bei weitem nicht so deutlich wie bei *Pinus* (Wanner, 2004).

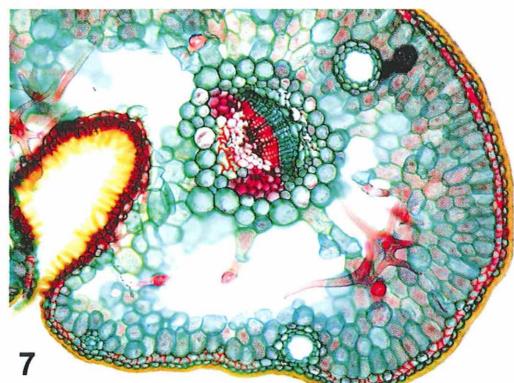
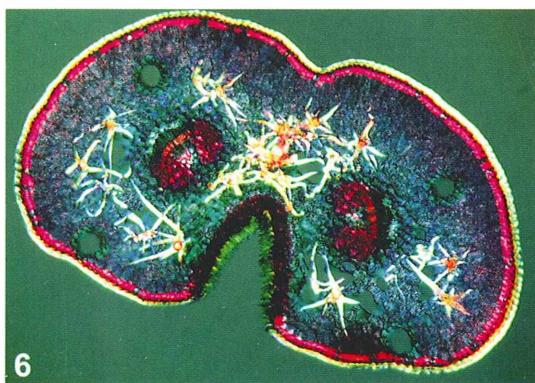
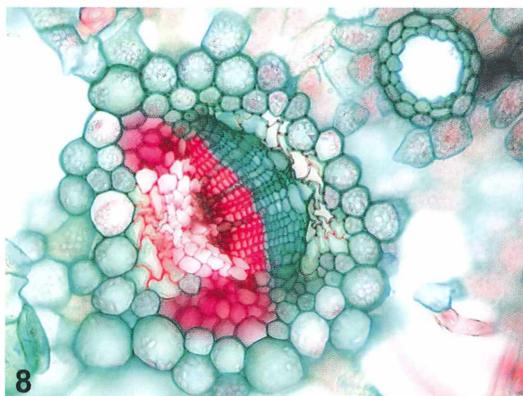
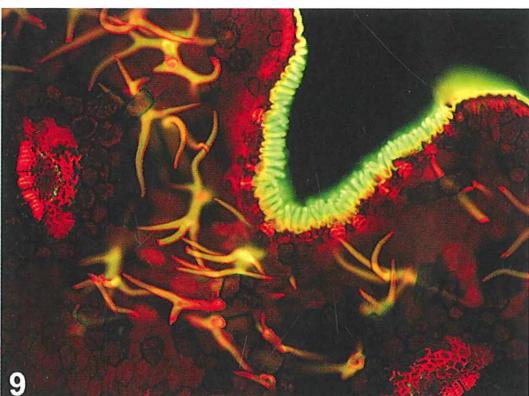


Abb. 6: Nadelquerschnitt gefärbt mit Etzold-grün im polarisierten Durchlicht. Die Idioblasten im Parenchym leuchten hell. – **Abb. 7:** Eine Hälfte des Doppelblattes mit Leitbündel, zwei Harzkanälen und Idioblasten (rot) im Parenchym. Links im Bild die ausgeprägte Einbuchtung auf der Nadelunterseite mit den Papillen, die als Transpirationsschutz dienen. Nur in diesem Bereich finden sich Stomata.



8



9

Abb. 8: Leitbündel und großblumiger Harzkanal. – Abb. 9: Einbuchtung mit Papillen und Stomata. Beide Leitbündel und die Idioblasten heben sich deutlich gegen das dunkle Parenchym ab. Epifluoreszenz, Blauanregung; Färbung Etzold-grün.

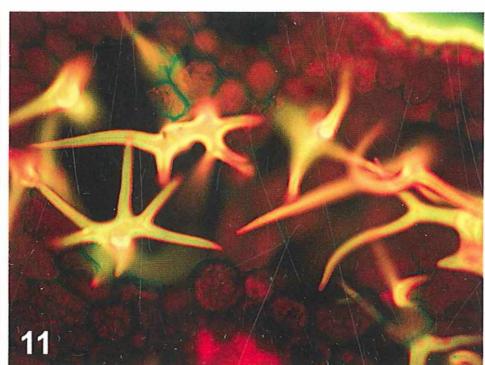
Spaltöffnungen (Stomata)

Ein weiteres auffälliges Detail in der Anatomie dieses Nadelblattes ist in der Verteilung der Spaltöffnungen zu erkennen. Bei *Pinus* sind sie gleichmäßig über die Blattoberfläche verteilt, tief in die Epidermis eingesenkt. Bei *Sciadopitys* hingegen finden wir die Spaltöffnungen ausschließlich und hoch konzentriert im Bereich der Einbuchtung der Nadel auf der Unterseite, makroskopisch erkennbar als gelblicher Streifen (Abb. 5). Der Schnitt von diesem Bereich zeigt, dass hier die Spaltöffnungen dicht aneinander liegen, aber nicht eingesenkt, wie bei der Kiefernadel, sondern auf einer Ebene mit den übrigen Epidermiszellen. In Abbildung 9 ist dieser Bereich der Einbuchtung auf der Nadel-

unterseite im Fluoreszenzbild sehr schön zu erkennen. In der Epidermis sind vier Stomata zu sehen, darüber der Transpirationsschutz in Form von palisadenförmigen Papillen, die hier hellgrün leuchten. Die geweihförmig verzweigten Idioblasten und beide Leitbündel heben sich ebenfalls deutlich vom umgebenden Parenchym ab. In der Detailaufnahme (Abb. 11) sind die geweihförmigen Idioblasten deutlicher zu sehen. Hier erkennt man auch, dass sie hohl sind. Die Spaltöffnungen haben die typische Form des *Amaryllis*-Typs. Allerdings erscheinen sie, wie schon erwähnt, nicht eingesenkt, sind aber von wulstigen Papillen umgeben. Es sind becherförmige, hohle Auswüchse der Cuticula, die auf diese Weise einen hoch effizienten Transpirationsschutz bieten (Abb. 10).



10



11

Abb. 10: Detailansicht der Einbuchtung mit vier Stomata. Papillen zum Teil angeschnitten; dadurch sieht man, dass sie hohl sind. – Abb. 11: Detail der ebenfalls hohen Idioblasten im Fluoreszenzbild, Blauanregung.

Trockenanpassung

Erinnern wir uns: Alle rezenten Gymnospermen sind xeromorph, das heißt an Trockenheit angepasst. Als sich das Weltklima zu der Blütezeit der Gymnospermen (Nacktsamer) vor circa 100 Mio. Jahren drastisch erwärmte, konnten nur solche Pflanzen überleben, die spezielle Anpassungen entwickelten. So konnten sie zum Beispiel durch die hier beschriebenen Merkmale des Xeromorphismus das trockene Klima besser überstehen oder aber durch die Entwicklung effizienterer Transportsysteme, wie wir sie bei den Angiospermen (Bedecktsamer) finden. Die Lösung des überlebenswichtigen Transpirationsschutzes beim Nadelblatt der Schirmtanne ist wohl einmalig: Zwei Nadeln bilden durch Verwachsung eine Einheit und nur an der Nadelunterseite befinden sich im Bereich der stark eingebuchteten Nahtstelle Stomata, die zusätzlich durch eine dichte Schicht von papillenförmigen Auswüchsen der Epidermis geschützt sind. Sie sind so gut versteckt, dass wir sie anfänglich gar nicht erkannt haben. Erst im Fluoreszenzbild werden sie deutlich sichtbar dargestellt.

Schlussbetrachtung

Inzwischen haben wir gelernt, dass die Schirmtanne, die uns anfänglich völlig unbekannt war, ein beliebtes, attraktives Ziergehölz ist, das in einer Vielzahl von Zuchtvarianten in Gärtnereien angeboten wird. Die Beschaffung von Material für eigene Untersuchungen ist somit für den Mikroskopiker zu jeder Jahreszeit völlig unproblematisch.

Literaturhinweise

- Hille, N., Mundry, M., Stützel, T.: Leaf development in *Sciadopitys verticillata* (Thunb.) Sieb. & Zucc. and its possible phylogenetic implications. Tagungsband „Symposium der Sektion Biodiversität und Evolutionsbiologie der DBG“, 2001.
 Herrmann K., Streble H.: Perfekte Handschnitte mit einfachen Hilfsmitteln. Mikrokosmos 94, 269–271 (2005).
 Roth, I.: Histogenese und morphologische Deutung der Doppelnadeln von *Sciadopitys*. Flora 152, 1–23 (1962).
 Wanner, G.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum. Thieme, Stuttgart 2004.

Quellen im Internet

- [http://www.arbolesornamentales.com/
Sciadopitysverticillata.htm](http://www.arbolesornamentales.com/Sciadopitysverticillata.htm)
[http://www.sci.muni.cz/bot_zahr/fotografie/
venkovni%20rostliny/Sciadopitys%20verticillata.jpg](http://www.sci.muni.cz/bot_zahr/fotografie/venkovni%20rostliny/Sciadopitys%20verticillata.jpg)
[http://commons.wikimedia.org/wiki/
Sciadopitys_verticillata](http://commons.wikimedia.org/wiki/Sciadopitys_verticillata)
[http://www.schirmtanne.de/sciadopitys_
verticillata.php](http://www.schirmtanne.de/sciadopitys_verticillata.php)
[http://www.lenaturaliste.net/forum/
viewtopic.php?f=40&t=1521](http://www.lenaturaliste.net/forum/viewtopic.php?f=40&t=1521)

Verfasser: Dr. Klaus Herrmann, Silcherstr. 12, 75242 Neuhausen, E-Mail: klausbigi.herrmann@t-online.de, und Dr. Detlef Kramer, Tannenweg 13, 64354 Reinheim, E-Mail: kramer@bio.tu-darmstadt.de

Buchbesprechung

Zender, J. E.:

Lexikon Buch Druck Papier.
 Haupt Verlag, Bern 2008,
 319 Seiten, 127 farbige Abbil-
 dungen, Halbleinen, € 49,90,
 ISBN 978-3-258-07370-5.

Dieses ist ein lexikalisches Werk, das jeden zufrieden stellen wird, der sich für die Thematik *Buch-Druck-Papier* begeistern kann. Man findet in dem Buch, das rund 4.000 Stichworte behandelt, Antworten auf nahezu alle Fragen, die sich im Zusammenhang mit der Papier- und Buchmacherkunst auftun. Dabei spürt man immer wieder, dass der Autor ein ausge-

LEXIKON BUCH DRUCK PAPIER

Joaquim E.

zeichneter Fachmann ist, der sein Wissen offenbar nicht nur theoretisch, sondern zu einem großen Teil durch eigene praktische Arbeit erworben hat.

In erster Linie wendet es sich natürlich an die Praktiker in der Papier- und Buchindustrie. Aber auch jeder Fachfremde kann in diesem Lexikon mit Gewinn stöbern und wird dabei mit Sicherheit immer wieder auf interessante und erstaunliche Fakten stoßen. Bei einem solchen Buch erübrigt es sich eigentlich, darauf hinzuweisen, dass bei der Herstellung die handwerklich höchsten Standards eingehalten wurden.

Klaus Hausmann, Berlin

Biomechanik von Flugsamen

Teil 2: Stabilität und Verbreitung der Fallschirmchen des Löwenzahns

Werner Nachtigall

Im ersten Teil zum Thema Löwenzahn-Diasporen hat der Autor über den Feinbau der Pappushaare und die Verringerung der Fallgeschwindigkeit durch das Schirmchen berichtet (Nachtigall, 2009). In diesem Teil nun folgen Messungen zur Stabilität und Fluglage sowie zum Einfluss von Seitwinden und Feuchteeffekten. Eine abschließende Diskussion bettet die Messungen in allgemeine Aspekte der Verbreitungsphysik und -biologie ein.

Mit einer in der vorhergehenden Arbeit (Nachtigall, 2009) beschriebenen, eichbaren stroboskopischen Messeinrichtung wurde die mittlere Sinkgeschwindigkeit der Löwenzahn-Diasporen zu rund 30 cm/s bestimmt. Dieser Wert entspricht gut vorliegenden Messungen aus der Literatur [Müller-Schneider (1983): 33 cm/s, Vaihinger (1984): 28 cm/s]. Prinzipüberlegungen haben gezeigt, dass die Frucht ihre eigene Sinkgeschwindigkeit infolge der Ausbildung des Fallschirmchens und seines Stiels auf mindestens 17% verringert. Seitwinde, welche die Frucht horizontal verfrachten und damit für ihre Verbreitung sorgen, haben also mindestens sechs Mal so lange Zeit, ihre Wirkung zu entfalten; entsprechend größer ist die Verbreitungsstrecke. Eine geringe Sinkgeschwindigkeit ist von grundlegender Bedeutung für eine weite Verbreitung, doch kommen andere Aspekte hinzu, beispielsweise die Lagestabilität der Diaspore, ihre hygroskopischen Eigenschaften sowie schließlich die Besonderheiten grobwirbeliger Luftballen.

Stabilität, Einschwingzeit, Beschleunigungszeit

Da zwischen der vergleichsweise schweren Frucht und dem leichten Pappus ein langer Pappusstiel geschaltet ist, liegt der Schwerpunkt tief, so dass sich eine sehr stabile Absink-Konfiguration mit vertikal ausgerichtetem Pappusstiel ergibt.

Die tatsächliche Lage des Schwerpunkts S lässt sich durch vorsichtiges Balancieren der Diaspore

auf einer Rasierklingen-Schneide bestimmen. Bei kräftig ausgebildeten Früchten liegt S noch innerhalb der Frucht, an der Grenze zu deren oberem Viertel. Bei Diasporen mit erkennbar stark geschrumpftem (tauber) Frucht, die dann auch langsamer fallen, liegt S immer noch in der Nähe der Frucht, und zwar bis zu 2 mm oberhalb ihres Übergangs in den Pappusstiel. Der sehr tief liegende Schwerpunkt ist auch wesentliche Ursache für ein rasches Einschwenken in die stabile Vertikalausrichtung der Diaspore nach Störungen wie Windböen. Als Einschwingzeit t_e kann man die Zeit bezeichnen, die das Fallschirmchen braucht, um

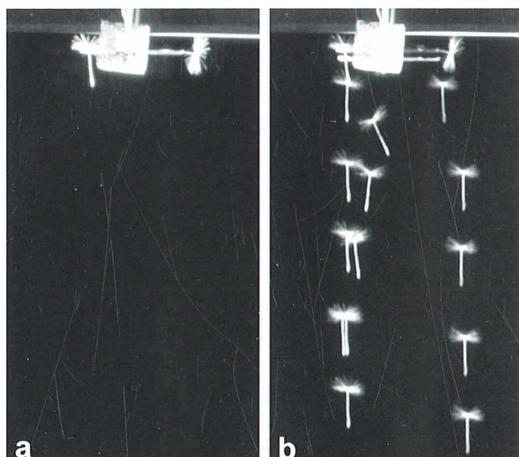


Abb. 1: Fallende Taraxacum-Diasporen; Abfallen aus unterschiedlicher Lage. a Drei Fallschirmchen in unterschiedlicher Lage auf der Startplattform. b Ausrichtung der Fallschirmchen nach a beim Fall.

aus einer unnatürlichen Lage (z.B. Start kopfüber) in die Normallage zurückzuschwingen. Zugeordnet ist die Einschwing-Fallstrecke s_e . Beide Werte sind sehr gering. In Abbildung 1a liegen drei Fallschirmchen in unterschiedlicher Konfiguration auf der Startplattform: links normal, Mitte kopfstehend, rechts Seitenlage. Eine genaue Betrachtung von Abbildung 1b zeigt mit dem 1. Blitz die Konfiguration 1a, mit dem 2. die zurückgerissene Plattform (leicht darunter), wobei die Diasporen links und rechts bereits in Endstellung gefallen sind und die Diaspore in der Mitte um circa 50° gekippt ist. Beim 3. Blitz fällt auch die mittlere pendelnd abwärts und hat mit dem 4. Blitz angenähert ihre Endstellung erreicht. Daraus und über die Eichung sind abzulesen: $0,12 < t_e < 0,48$ s; $1 < s_e < 6$ cm.

Jeder in Luft freigelassene, abwärts fallende Körper beschleunigt unter dem Einfluss seines Gewichts zunächst, wodurch sein Widerstand zunimmt (instationärer Abschnitt). Sobald die Widerstandskraft entgegengesetzt gleich der

Gewichtskraft geworden ist, sinkt der Körper mit konstanter Endgeschwindigkeit abwärts (stationärer Abschnitt). Die Zeit bis zum Erreichen dieses stationären Zustands kann man als Beschleunigungszeit t_b bezeichnen. Zugeordnet ist der Beschleunigungsweg s_b . Auch diese beiden Werte sind für die unveränderte *Taraxacum*-Diaspore sehr gering, wie alle Abbildungen des Absinkens zeigen: $t_b \approx 100$ ms; $s_b \approx 1$ cm. Falls nicht extreme Ausgangslagen (Kopfüberstellung) in Betracht gezogen werden, sind die instationären Einschwingvorgänge also nach knapp 1/10 s Fallzeit und 1 cm Fallstrecke bereits abgeschlossen.

Seitwindeffekte

Unter der Voraussetzung, dass das mit seiner Sinkgeschwindigkeit v_{sink} absinkende Fallschirmchen bereits wenige Zehntelsekunden nach dem Abreißen eine Geschwindigkeit über Grund hat, die gleich der Seitwindgeschwindigkeit v_{seit} ist – die Abbildung 2 legt das nahe – kann man mit Sink-, Seitwind- und resultierender Geschwindigkeit v_{res} ein Geschwindigkeitsdreieck oder mit Fallhöhe h , Seitstrecke s und resultierender Strecke l ein Wegdreieck bilden. Andernfalls müsste man noch einen Schlupf zwischen Schirmchen-Seitgeschwindigkeit und Seitwindgeschwindigkeit annehmen und dann eher von einer Verdriftung über Grund sprechen.

Für diese Dreiecke (Abb. 4a) gilt: $v_{seit}/v_{sink} = s/h = \tan \alpha$. Da auf Stroboskop-Aufnahmen von Diasporen, die bei Seitwind absinken, h , l und α direkt ablesbar sind (vgl. die Einzeichnung in Abb. 2), kann man s berechnen nach $s = h \tan \alpha$ oder nach $s = l \sin \alpha$. Bei bekannter Zeit t zwischen Anfangs- und Endblitzbildchen lässt sich daraus berechnen $v_{seit} = h \tan \alpha/t = l \sin \alpha/t$.

In der Abbildung 2 sind fünf Kombinationen mit steigender Seitwindgeschwindigkeit überlagert. Neben dem Abfallen ohne Wind ($v_{sink} = 30$ cm/s) ergeben sich runde Werte für v_{seit} zu 30, 45, 80, 100 und 150 % von v_{sink} . Wie ersichtlich, schwenkt die Diaspore nach kurzem Einpendeln nach dem Fallenlassen (bei bereits eingeschaltetem Wind, also nach einem gewissen Losreißen von der Startplattform) auf Stationärbedingungen ein. Die im letzten Abschnitt angeführten kennzeichnenden Bedingungen gelten somit in gleicher Weise auch bei jeder eingestellten Seitwindgeschwindigkeit. Die Spuren für h und l bilden dann Geraden, wie an der

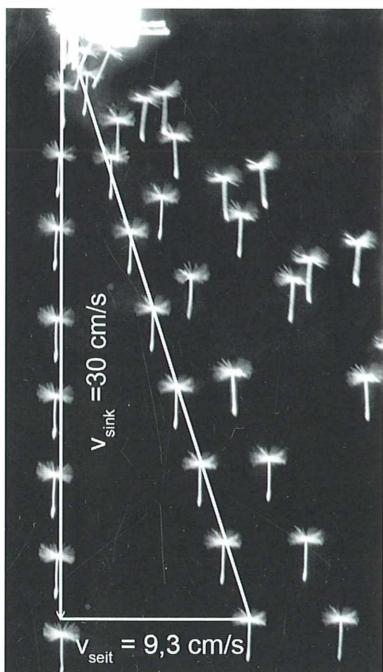


Abb. 2: Absinken einer und derselben Diaspore ohne Seitwind (linke, vertikale Spur) und mit zunehmender Seitwindgeschwindigkeit; Bildüberlagerung. Zur Verdeutlichung ist eines der fünf möglichen Geschwindigkeitsdreiecke eingezeichnet.

Einzeichnung erkennbar ist und wie auch jedes Linealanlegen durch die Pappusmittelpunkte zeigt.

Schirmchenform, Adhäsion und Hygroskopie

Bei unter Raumbedingungen (trocken, 50–60% relative Luftfeuchte) aufbewahrten Diasporen stellt sich das Schirmchen vollständig gestreckt (Abb. 3a) und zu einer mittleren Symmetrie-

ebene symmetrisch gespreizt dar (Abb. 3b). Man kann es deshalb durch eine senkrecht zum Pappusträger angeordnete poröse Kreisscheibe simulieren. Ein Wassertröpfchen, in die Mitte des Schirmchens platziert (Abb. 3c), bewirkt etwa 10 Minuten lang keine messbaren Effekte. Offensichtlich wirkt das Schirmchen mit wohl hydrophoben Pappushaaren und geringen Auflageflächen für den Tropfen entsprechend dem Lotus-Effekt, der Wassertropfen abgekugelt hält. Erst nach etwa 30 Minuten haben sich

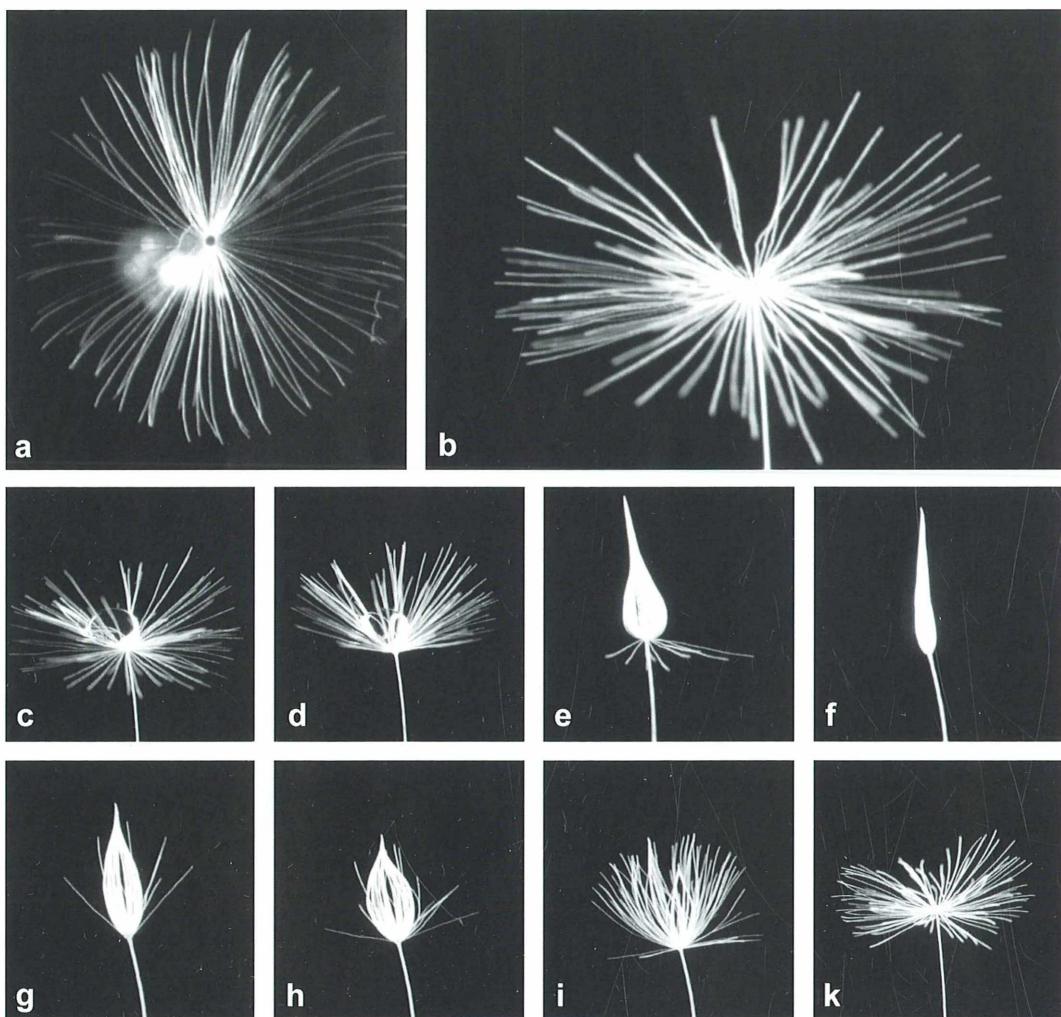


Abb. 3: Schirmchenform, Adhäsion und Hygroskopie. Alle Teilbilder bei einer relativen Luftfeuchte von 57% fotografiert, i unmittelbar nach einstündiger Lagerung in feuchter Kammer (ca. 95% Luftfeuchte). a Draufsicht und b Seitenansicht nach längerer Aufbewahrung in trockener Zimmerluft. c und d Mit aufpippettiertem Wassertröpfchen. e Nach Eintauchen der oberen Pappushälfte und zu Beginn des folgenden Austrocknens. f–k Nach Eintauchen des Gesamtpappus mit folgendem Austrocknen. Zu Bildinhalten und Zeitverläufen siehe Text.

die oberen Pappushaare etwas aufgebogen (Abb. 3d).

Nach kurzem, komplettem Eintauchen des oberen Pappusteils in Wasser entsteht aus dem Letzteren ein kapillar adhäsierender Schopf mit eingeschlossenem Tröpfchen (Abb. 3e). Nach 20 min vollständigen Eintauchens bildet das gesamte Schirmchen einen derartigen Schopf, der nach weiteren 20 min an der Luft durch Wasserverdunstung enger geworden ist (Abb. 3f) und nach etwa gleicher Zeit wieder mit dem Abspreizen einzelner Haare beginnt (Abb. 3g). Die Spitzen können eine Zeitlang zusammenkleben, so dass sich zwischenzeitlich ein Körbchen bildet (Abb. 3h). Nach einer weiteren Stunde ist das Körbchen wieder vollständig ausgestreckt. In der Natur wird das länger dauern, da nach kräftigem Regen die Luftfeuchtigkeit hoch ist. Das lassen auch Versuche mit Aufbewahrung der Diasporen in einer feuchten Kammer (Filmdöschen, zur Hälfte mit feuchtem Krepp ausgekleidet; relative Feuchtigkeit ca. 95 %) erkennen.

Für eine Stunde in die feuchte Kammer gebracht, ist das Schirmchen nach Art eines umgekehrten Fallschirms deutlich nach oben gebogen (Beispiel Abb. 3i; Kegelwinkel im Durchschnitt 44°). Nach zwei Tagen Aufenthalt ist der Kegelwinkel mit durchschnittlich 18° noch spitzer. Wegen der nun geringeren Bremsfläche, des kleineren c_w -Werts eines gegen die Spitze angestromten Kegels gegenüber einer senkrecht angestromten Kreisscheibe und der zusätzlichen Feuchtigkeitsbelastung müsste die Diaspore in solchen Zuständen rascher absinken. Dies ist sehr deutlich der Fall, wie im nächsten Abschnitt gezeigt wird.

An trockene Luft gebracht, nimmt das Schirmchen nach 1–2 Stunden seine alte Form wieder an (Abb. 3k). Die Mechanismen für dieses hygrokopische Verhalten müssen in strukturellen Unsymmetrien in den Basisteilen der Pappushaare liegen, wie sie äußerlich schon in Abbildung 1e in Nachtigall (2009) erkennbar sind. Näher untersucht wurden sie bei *Tamarix* spec., deren Diasporen sich in Sekundenbruchteilen hygrokopisch verändern können. Es wird angenommen, dass sich die *Tamarix*-Fallschirmchen, sobald sie langsam in feuchter Bodennähe dahintreiben, etwas schließen, dadurch ihre Sinkgeschwindigkeit erhöhen und infolgedessen auf günstig-feuchtem Untergrund anlanden. Für die weit trüger reagierenden *Taraxacum*-Fallschirmchen mit ihren weit dicke-

ren Pappushaaren ist dieser Mechanismus nicht anzunehmen. Steigt die Sinkgeschwindigkeit in solchen Fällen aber tatsächlich?

Feuchteeffekte und Sinkgeschwindigkeit

Sinkversuche mit einer Triade von Diasporen in trockenem Zustand und nach Aufbewahrung in der feuchten Kammer ergaben die Werte von Tabelle 1. Die c_w -Werte für Kegel sind bei diesen kleinen Reynolds-Zahlen (zu deren biologischer Bedeutung vgl. Nachtigall, 2006) nicht genau bekannt; sie wurden nach mehreren Literaturangaben extrapoliert. Experimentell ist die Sinkgeschwindigkeit im trockenen Zustand erwartungsgemäß am niedrigsten, bei längerer Feuchtaufbewahrung erwartungsgemäß am höchsten.

Theoretische Ansätze spiegeln diese Tendenz wieder. Sie beziehen sich auf die folgende, in einem späteren Beitrag abgeleitete Formel:

$$v_{\text{sink}} = \sqrt{(2 M g / (c_w A \rho))}$$

mit M Masse = 0,35 mg, g Erdbeschleunigung = 9,81 m/s², c_w Widerstandsbeiwert, A Stirnfläche, ρ Luftdichte.

Abweichungen zu den gemessenen Sinkgeschwindigkeiten sind wegen der vielen Näherungswerte nicht verwunderlich. Die Rechenwerte können nur die Größenordnung wiedergeben sowie die Tendenz der Geschwindigkeitszunahme. Beide stimmen mit den Messwerten einigermaßen brauchbar überein (Spalte 6 der Tabelle 1 im Vergleich mit Spalte 8).

In der Natur können die Fallschirmchen also auch bei höherer Umgebungsfeuchtigkeit verbreitet werden; dazu bedarf es aber stärkerer Luftbewegungen, welche die bis um das Vierfache höhere Sinkgeschwindigkeit kompensieren müssen. Welches sind nun die relevanten Windverhältnisse?

Physikalische und ökologische Überlegungen

Stabilität

Die beachtenswerte Flugstabilität resultiert zum einen aus der Massenansammlung in der tiefliegenden Frucht und damit aus massenbedingten Momenten, zum anderen aber auch aus aerodynamischen. In der Abbildung 4e ist

Tabelle 1: Gemessene und berechnete Kenngrößen zur Pappuskonfiguration und -funktion bei trockenen und unterschiedlich feuchten Diasporen. Erläuterungen im Text.

Nr.	Kenngrößen	trocken	feuchte Kammer 1 h	feuchte Kammer 48 h
1	Kegelwinkel α (Spitze) (°)	180	44	18
2	Durchmesser Kreisscheibe bzw. Kegelgrundfläche d (cm)	1,40	0,52	0,22
3	Stirnfläche A (cm ²)	1,54	0,21	0,04
4	Widerstandsbeiwert c_w	1,3	1,1	0,8
5	gemessene Sinkgeschwindigkeit $v_{\text{sink}} \text{ gem.}$ (cm/s)	$31,08 \pm 4,86$ ($\pm 15,65\%$) $n = 15$	$60,75 \pm 12,89$ ($\pm 21,22\%$) $n = 8$	$105,67 \pm 11,42$ ($\pm 10,64\%$) $n = 3$
6	$\frac{v_{\text{sink}} \text{ gem. feucht}}{v_{\text{sink}} \text{ gem. trocken}} \%$	100	196	340
7	berechnete Sinkgeschwindigkeit $v_{\text{sink}} \text{ ber.}$ (cm/s)	17	50	134
8	$\frac{v_{\text{sink}} \text{ ber. feucht}}{v_{\text{sink}} \text{ ber. trocken}} \%$	100	153	410
9	Reynoldszahl $Re_{\text{gem. } d}$ bezogen auf den Durchmesser d	290	210	163

zur besseren zeichnerischen Verdeutlichung der Schwerpunkt (gleich Drehpunkt) in der Mitte des Pappusträgers eingezzeichnet.

Bei forciertter Auslenkung des Fallschirmchens aus seiner Normallage um den Winkel α (vgl. Abb 1b, mittlere Diaspore), wie sie durch eine Windbö oder durch Anstoßen geschehen kann, gibt es aufgrund der Gewichtskraft $F_g \text{ Frucht}$ ein – in der Zeichnung in Richtung des Uhrzeigers drehendes – Rückstellmoment

$$M_{\text{Frucht}} = F_g \text{ Frucht} \cdot s_{Fg \text{ Frucht}} = F_g \text{ Frucht} \cdot l_{\text{Frucht}} \cdot \sin \alpha.$$

Dazu addiert sich aufgrund der nun exzentrisch angreifenden Widerstandskraft $F_w \text{ Schirm}$ des Schirmchens ein gleichgerichtetes Rückdrehmoment

$$M_{\text{Schirm}} = F_w \text{ Schirm} \cdot s_{Fw \text{ Schirm}} = F_w \text{ Schirm} \cdot l_{\text{Schirm}} \cdot \sin \alpha.$$

Zusätzlich wird wegen der flachkegeligen Schirmform der Winkel der (in der Zeichnung) linken Schirmhälfte gegen die Anströmrichtung stumpfer, der der rechten Schirmhälfte spitzer. Damit wird links größerer Widerstand erzeugt als rechts, was $s_{F \text{ Schirm}}$ und damit das rückdrehende Moment günstigerweise vergrößern muss.

Bionik

Der englische Flugpionier Sir George Cayley hat die im vorhergehenden Abschnitt geschilderten Verhältnisse bereits 1809 qualitativ richtig erkannt, und zwar bei seinen Untersuchungen zum Wiesenbocksbart *Tragopogon orientale* (Abb. 4b). Danach hat er einen autostabilen Fallschirm skizziert (Abb. 4c), der die beiden genannten Prinzipien kombiniert.

Wirkung der Bremsfortsätze

Es ist technisch nicht möglich, die von Vaihinger (1984) vermutete Wirkung der Bremshaken bei *Taraxacum* durch Differenzversuche aufzuzeigen. Ein Hinweis darauf, dass solche Fortsätze eine beachtliche Bremswirkung haben könnten, ergibt sich aus Pilotversuchen mit Pappushaaren von *Cirsium vulgare*. Hier haben die Fortsätze, wie erwähnt, die Form feinster Haare, die man abstreifen kann. Etwa 1,5 cm lange Pappushaar-Abschnitte wurden fallengelassen, einmal in unverändertem Zustand, einmal mit abgestreiften Bremsfortsätzen. Im letzteren Fall stieg bei vertikaler Absinklage der Pappushaare die Fallgeschwindigkeit gegen-

über dem ersten um beachtliche 50%. Näheres wird in einer Folgepublikation mitgeteilt.

Windverhältnisse

Die klassische Sichtweise besagt, dass bei einer verringerten Sinkgeschwindigkeit Seitenwinde länger einwirken und damit die Diaspore weiter vom Ursprungsort entfernen, das heißt verbreiten können. Dies gilt sicher beispielsweise für rotierende Ahornfrüchte („Nasenzwicker“), die über eine längere Strecke fallen und damit

Seitwinden über eine längere Zeit ausgesetzt sein können. Wie aber stellt sich das beim Löwenzahn dar?

Auf einer Wiese stehen die Pustekugeln vielleicht 25 cm über Grund und 15 cm über Niedergras. Ihnen steht also eine Fallstrecke von vielleicht 15 cm zur Verfügung, die sie nach den vorliegenden Messungen in einer halben Sekunde durchreisen würden. Im offenen Gelände herrschen unter ungestörten Bedingungen (keine Grobturbulenzen) parabolische Windgrenzschichten vor, bei denen die Geschwindigkeiten in Boden-

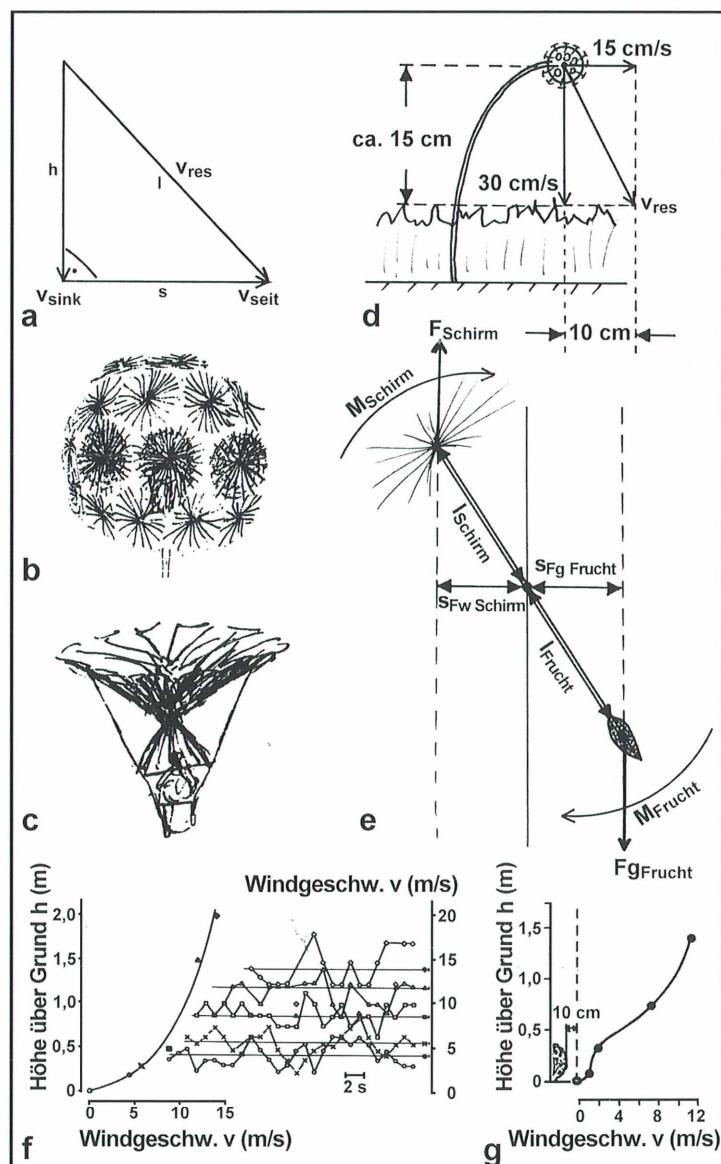


Abb. 4: Zur Stabilität, Bionik und Windverbreitung der Fallschirmchen. a Geschwindigkeitsbeziehungsweise Wegdreieck. b Wiesenbocksbart, *Tragopogon orientale*. c Von b abgeleiteter früher Fallschirm (b und c Skizzen von Cayley, 1808). d Verfrachtungsstrecke bei reinem Seitenwind, Textbeispiel. e Momenteneffekte zum Wiederaufrichten nach Verkippung, Schwerpunkt zur besseren zeichnerischen Verdeutlichung in die Mitte des Pappusträgers verlegt. Die kleinen aerodynamischen Momente der Frucht und die kleinen Massenmomente des Pappus sind vernachlässigt. f Beispiel für ein Windprofil über freiem Dünengrund, konstruiert nach den rechts eingezeichneten Windschwankungen bei starkem Wind. g Windprofil-Verzerrung durch einen kleinen Busch. Situation von f (f und g nach Nachtigall, 1992).

nähe sehr gering sind (vgl. Abb. 4f). In solchen Fällen können im Abfallbereich Seitwinde von vielleicht 15 cm/s erwartet werden, während in 2 m Höhe schon ein recht stürmischer Wind von 12 m/s (43 km/h) wehen kann (vgl. Abb. 4e; Direktmessungen bei starkem Wind im Dünen-gelände von Fuerteventura; Nachtigall, 1992). Die Seitwindverfrachtung würde in diesem Beispiel lediglich 10 cm erreichen (Abb. 4d) und die Fallschirmchen würden auch dabei senkrecht orientiert bleiben (Abb. 2).

Diese Strecke könnte immerhin verdoppelt werden, wenn die Schäfte postfloral (nach der Blüte) noch doppelt so lang auswachsen, was beobachtet werden kann. In dieser Hinsicht ist der Huflattich *Tussilago farfara* Meister, der die Pusteschöpfe ohne weiteres auf die vierfache Blütenhöhe schieben kann. Die Krautschicht wächst aber auch mit, so dass sich bei Grasstandorten nicht allzu viel ändert.

Könnten Aufwinde dafür sorgen, dass die Diasporen eine günstigere, das heißt weiter vom Boden entfernte Ausgangssituation erreichen? Dazu müssten die Aufwind-Geschwindigkeiten größer sein als die Fallgeschwindigkeit, was durch lokale Kleinthermiken nicht erreichbar ist. Großräumig, unter Kumulus-Wolken, könnten Aufwinde freilich 15 m/s überschreiten.

Als Verfrachtungselemente bleiben letztlich große Wirbelballen mit lokal hohen, zeitlich und räumlich stark wechselnden Windgeschwindigkeiten, ausgelöst durch Windstöße und Störungen der Grenzschicht hinter Bäumen und Büschen, die zu Unstetigkeiten der Geschwindigkeitsverteilung in der Grenzschicht (Abb. 4g) und damit letztlich zu Verwirbelungen führen. In der Literatur werden diese gerne als „Turbulenzen“ bezeichnet, was aber strömungsmechanisch irreführend ist. In der Strömungslehre wird eine Strömung vielmehr dann als turbulent bezeichnet, wenn der laminaren Bewegung von Fluidteilchen (Luft, Wasser) Geschwindigkeitsschwankungen zufälliger Richtung und Größe überlagert sind. In vorliegenden Zusammenhang sollte man besser von „Grobwirbeligkeit“ sprechen. In einem somit gekennzeichneten Riesen-Wirbelballen kann die Strömung durchaus laminar verlaufen!

Solche Wirbelballen mit sehr heftigen Lokalströmungen, die ihre Geschwindigkeit nach Größe und Richtung kurzfristig stoßartig ändern, auch mit momentanen Aufwindkomponenten, die viel größer sind als die Sinkgeschwindigkeit der Fallschirmchen, können

durchaus auch direkt über die Wiesenfläche getrieben werden. Sie sind es im Wesentlichen, welche die Diasporen erst einmal vom Blütenboden losreißen und dann mitwirbeln. Solange die Fallschirmchen noch mit einer gewissen Haftkraft am Blütenboden anhängen, kommt das der Verbreitung zugute, denn nur einigermaßen kräftige Winde können sie ablösen. In solch günstigen Fällen können sie weit hochgewirbelt werden und dann sind sie in der Lage, ihre geringe Sinkgeschwindigkeit auszuspielen. Solange diese nicht größer ist als die aufwärts gerichteten Geschwindigkeitskomponenten der Grobwirbel können sie nicht zu Boden fallen und werden so über kürzere, aber auch über sehr lange Strecken verfrachtet.

Schmidt (1918) leitet aufgrund von Schätznahmen zu Windgeschwindigkeit und Luft-„turbulenz“ unter Verwendung analoger Ansätze aus der statistischen Wärmeleitungstheorie eine Beziehung für die Entfernung ab, bis zu der 1% der freigesetzten Diasporen durch derartige Grobwirbeligkeit noch gelangen können. Er nennt diese Entfernung die „mittlere Verbreitungs-grenze“ $V = 10^3 \cdot v_{\text{sink}}^{-2}$ (V in km, v_{sink} in cm/s). Nach dem ebengenannten Beispiel des freien Abfallens ohne Luft-„turbulenz“ würden von 100 Diasporen alle 100 im Abstand von 20 cm zu Boden gehen; nach der Schmidt-Beziehung mit Luft-„turbulenz“ würde von diesen 100 eine einzige erst in 111 km anlanden, und der Rest würde sich dazwischen nach einer Gauß-Beziehung verteilen. Diese letztgenannte Diaspore könnte dann für die größte zu erwartende Verbreitung sorgen, würde sie denn auskeimen.

Für die Horizontalverbreitung gilt nach Nathan et al. (2002) die einfache Beziehung

$$s_{\text{horizontal}} = (h_{\text{Fall}} \cdot v_{\text{Wind horizontal}}) / (v_{\text{sink}} - v_{\text{Wind vertikal}}).$$

Hierbei ist $s_{\text{horizontal}}$ die mittlere horizontale Verbreitungsdistanz, h_{Fall} die Fallhöhe. Die Größe $v_{\text{Wind vertikal}}$ wird negativ gerechnet bei Abwind, positiv bei Aufwind. Auf eine Höhe von 10 m hochgewirbelt und danach einem Horizontalwind von 1 m/s und einem Aufwind von 0,2 m/s ausgesetzt, käme eine *Taraxacum*-Diaspore demnach 100 m weit über Grund.

All das kennzeichnet die Bedeutung einer möglichst geringen Fallgeschwindigkeit als letztlich „gemeinsame Endstrecke“ aller Verbreitungs-anpassungen. Die *Taraxacum*-Diaspore erreicht diese durch ein komplexes Zusammenspiel von funktionsmorphologischen, leichtbautechnischen und strömungsmechanischen Prinzipien.

Danksagungen

Der Autor dankt der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz für die Arbeitsmöglichkeiten, Herrn Dr. Alfred Wisser, Saarbrücken, für die Tafelanordnung der Abbildungen, sowie dem Botanischen Institut der Universität Wien für Hilfe bei der Literaturbeschaffung.

Literaturhinweise

Cayley, G.: On aerial navigation. Part I. Nicholson's J. 24, 164–174 (1809).

Müller-Schneider, P.: Verbreitungsbiologie (Diasporologie) der Blütenpflanzen. Veröff. Geobot. Inst. ETH Zürich, Stiftung Rübel, 3. Aufl., Heft 61, Zürich 1983.

Nachtigall, W.: Foraging flight behaviour of the potter flower bee *Anthophora alluaudi fuertevenuturae* (Hymenoptera, Apidae). Entomol. Gener. 17, 241–254 (1992).

Nachtigall, W.: Ökophysik. Plaudereien über das Leben auf dem Land, im Wasser und in der Luft. Springer-Verlag, Berlin 2006.

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen – Teil 1: Mikrostrukturierung und Verringerung der Sinkgeschwindigkeit der Fallschirmchen des Löwenzahns. Mikrokosmos 98, 153–158 (2009).

Nathan, R., Horn, H. S., Chave, J., Levin, S. A.: Mechanistic model for tree seed dispersal by wind in dense forests and open landscapes. In: Levy, D. J., Silva, W. R., Galetti, M. (eds.): Seed dispersal and frugivory: ecology and conservation, p. 69–82. CAB International 2003.

Schmidt, W.: Die Verbreitung von Samen und Blütenstaub durch die Luftbewegung. Österr. Bot. Z. 67, 313–328 (1918).

Ulbrich, E.: Biologie der Früchte und Samen (Karpobiologie). Springer-Verlag, Berlin 1928.

Vaihinger, K.: Die Transportmittel der Früchte des Löwenzahns. Mikrokosmos 73, 365–367 (1984).

Verfasser: Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall, Arbeitsstelle für Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz an der Universität des Saarlands, Postfach 151150, 66041 Saarbrücken, E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

Kurze Mitteilung

Spaltöffnungen im Buchenwald: Wie viele?

Die Zählungen und Rechnungen von Hausmann (2009), die Zahl und Menge der einzelligen Grünalge *Kirchneriella* in einer Badewanne auf Hiddensee zu ermitteln, gaben den Anstoß zu ähnlichen Überlegungen. Wie viele Spaltöffnungen (Abb. 1) haben die Blätter in einem Laubwald? Nun gibt es ja sehr verschiedene Laubwälder und je nach Art, Alter und Standort der Bäume schwanken die Zahl der Blätter und damit die Zahl der Spaltöffnungen beträchtlich. Die im Folgenden angegebenen Werte sind deshalb zwar exemplarisch, geben aber nur die Größenordnungen wider.



Abb. 1: Spaltöffnungen im lichtmikroskopischen Bild (aus Wanner, 2004).

In einem gut entwickelten Buchenwald hat der Blattflächenindex (meist LAI = leaf area index genannt) den Wert 6,0 (Körner, 2002). Das heißt, dass die über einem m^2 Bodenfläche stehenden Blätter, lückenlos aneinander gelegt, eine Fläche von $6 m^2$ bedecken würden. Buchenblätter haben Spaltöffnungen fast ausschließlich auf der Blattunterseite und zwar etwa 340 pro mm^2 (Lütte et al., 1994). Somit gibt es bei Buchenblättern auf 1 m^2 Blattfläche 340 Millionen und auf 6 m^2 , also auf der Blattfläche über 1 m^2 Waldboden, etwa 2 Milliarden Spaltöffnungen!

Literaturhinweise

Hausmann, K.: Badewanne beherbergt Billionen – Massenentwicklung von cocallen Grünalgen. Mikrokosmos 98, 35–38 (2009).

Körner, C.: Ökologie. In: Sitte, P., Weiler, E. W., Kaderleit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 35. Auflage, S. 889–1044. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.

Lütte, U., Kluge, M., Bauer, G.: Botanik, 2. Auflage. VCH, Weinheim 1994.

Wanner, G.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2004.

Eberhard Schnepf, Wiesloch

Edaphon auf weiter See – Zur Makrofotografie von Bodenorganismen*

Erich Lüthje

Das Bild im Mikroskop gleicht einer Bühne. Auf dem Objektträger, welcher die Mikrowelt bedeutet, kennen wir eine sachlich-nüchterne Atmosphäre (Beleuchtung: August Köhler), mithin das Hellfeld. Etliche Abänderungen schaffen dramatische Lichteffekte wie Dunkelfeld im Auf- und Durchlicht, weiß oder farbig angestrahlt, und Rheinbergvariationen in allen erdenklichen Couleurs. Das gewünschte Bühnenlicht erhalten wir durch die einschlägigen Manipulationen am Kondensor.

Was aber, wenn der Objektträger ein Wasserspiegel ist, das erforderliche Bildfeld den mikroskopischen Bereich übersteigt und wir auf Objektisch und Kondensor verzichten müssen? Ich habe nach Auswegen gesucht und beiläufig den Chromatolactopal-Großfeld-Illuminator erfunden.

Ein fast übersehenes Reich

Jeder Mikroskopiker kennt das bunte Gewimmel von *Asplanchna*, *Volvox* und Co. in einer Planktonprobe. Weitaus seltener wird in unserer Zeitschrift ein anderer Naturbereich dargestellt, obwohl kein Geringerer als der Gründer des MIKROKOSMOS, Raoul Heinrich Francé, ihn ins Blickfeld der Biologie gerückt hat: Das Hemi- und das Euedaphon – die halbechten und die ganz echten Bodenbewohner.

Zur fachgerechten Probennahme verwendet der Bodenkundler einen Berlese-Tullgren-Apparat. Dessen professionelle Version können wir mit einem grobmaschigen Küchensieb, Trichter, Lampe und wassergefüllten Auffanggefäß leicht ersetzen (Abb. 1). Nun geben wir eine Handvoll Laubstreu mit Humuserde in das Sieb. Vor der Wärme spendenden Lichtquelle (ideal ist eine Kohlefaden-Lampe) zieht sich das Bodenpersonal infolge zunehmender Trockenheit in die Tiefe zurück – und fällt unweigerlich durch das Sieb. Diese ökologisch kennzeichnende Vertikalwanderung führt also ausnahmsweise nicht in die dunkel-feuchte Geborgenheit, sondern endet in unserem Sammelgefäß. Nur

ein Teil der Ausbeute sinkt auf den Boden des Auffangglases wie zum Beispiel Würmer, Nacktschnecken, Insektenlarven, größere Asseln und grobe Bodenpartikel. Viele Organismen durchstoßen aber den Wasserspiegel nicht und schwimmen vor unseren Augen als bunte Armada auf glatter See – eine keineswegs alltägliche und durchaus vorteilhafte Voraussetzung für den fotografischen Zugriff. Weil ich Lebendmaterial fotografierte, herrschte auf dem Wasserspiegel oft lebhafte Unruhe und die Szene driftete schwer berechenbar durch das Sucherfeld. Das erschwerte natürlich eine ausgefieilte Bildkomposition.

Makroaufnahmen im Auf- und Durchlicht

Die Proben sollten senkrecht von oben bei etwa zwei- bis zehnfacher Vergrößerung fotografiert werden. Wie in der Mikroskopie gibt es auch hier Standardbedingungen sowie mannigfache Möglichkeiten der Abwandlung.

Zu Beginn versuchte ich Aufnahmen mit dem Mikroskop (Lüthje, 2004, 2005). Dafür kam natürlich nur ein sehr flaches Sammelgefäß in Betracht und so fotografierte ich die Bodentiere in einem Blockschälchen mit zwei TTL-Blitzen im Auflicht (2fach-Objektiv Winkel-Zeiss 00 und 6fach Okular, Vergrößerung auf Kleinbild ca. 3,3fach). Wie Abbildung 2 zeigt, sind bei diesem Verfahren die fokussierten Tiere (Raubmilbe und Springschwanz) zwar gut zu erkennen, doch beeinträchtigt der durchscheinende Bodensatz den Bildeindruck.

Nach einem Referat vor der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft am 28.11.2008.

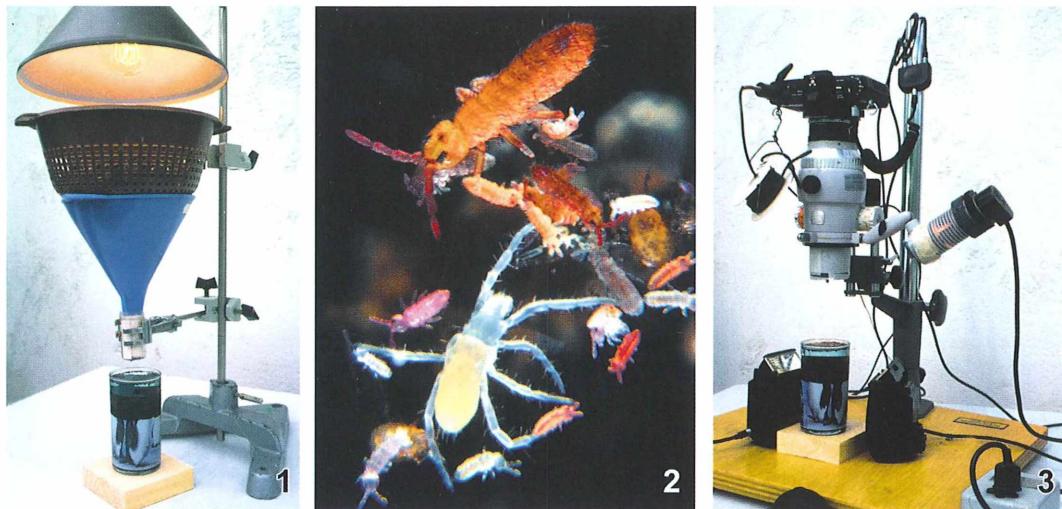


Abb. 1: Einfaches Sammelgerät für Bodenorganismen. – **Abb. 2:** Raubmilbe und Springschwanz in einem Blockschälchen (Auflicht). Objektiv Winkel-Zeiss 00, Okular Leitz 6×, Originalvergrößerung 3,3fach. – **Abb. 3:** Zeiss-Zoomlupe Tessovar, für Vertikalaufnahmen von Bodenorganismen über dem Wasserspiegel des Sammelfasses installiert.

Um Oberfläche und Boden des Fanggefäßes optisch zu trennen, griff ich zu einem 11 Zentimeter hohen Glasbecher (Abb. 1), der bis auf einen durchsichtigen Rand (20 Millimeter) innen schwarz ausgemalt war. Selbstverständlich konnte ich das relativ hohe Gefäß nicht mehr unter dem Mikroskop einsetzen. Ich verwendete stattdessen die Zeiss-Zoomlupe Tessovar (Abb. 3).

Auf dem Wasserspiegel dieses Bechers präsentierte sich das Edaphon wie im Dunkelfeld, allerdings bei Auflichtbeleuchtung (Abb. 4: Hundertfüßer und Springschwänze). Indes stechen bei dieser Lichtführung die Organismen oft sehr grell vom schwarzen Umfeld ab; selbst bei einer Belichtungskorrektur von -2 Blenden erscheinen weiße Springschwänze noch überbelichtet. Um dies zu vermeiden, richtete ich im nächsten Schritt die Blitze schräg von unten gegen den Wasserspiegel. So erzielte ich – ohne Mikroskop und Spezialkondensor – eine echte Dunkelfeldbeleuchtung und erhielt recht ansprechende Aufnahmen: Die Tiere leuchteten nunmehr milde in ihren Eigenfarben (Abb. 5: Weberknecht-Larve mit Hornmilbe und Springschwanz).

Farbspiele mit Licht und Wasser

Weitere Effekte ließen sich mit optischer Färbung erreichen. Ich verwendete zum Beispiel

farbiges Blitzlicht in der Kombination orange/blau. Das Ergebnis zeigt Abbildung 6: Tausendfüßer mit braunen Wehrdrüsen, Springschwänze, Pflanzenreste und Steinchen. Eine gewag(ner)te Interpretation: Bewacht hier nicht der Lindwurm das Rheingold?

Wenn ich dagegen das Medium Wasser anfärbte (etwa mit Methylenblau), blieb bei weißem Licht von schräg unten die Wasserfläche nach wie vor schwarz. Die darauf schwimmenden Tiere (Abb. 7: Hornmilben und Springschwänze) schienen jetzt aber in die Unterwelt des Tierreichs (Schaller, 1962) entrückt. Wählte ich als Farbzusatz Neutralrot, erschienen die Organismen wie von behaglicher Erdwärme umgeben (Abb. 8: In der Mitte ein Kugelspringer). Auch hier blieb das Umfeld schwarz.

Unerwartetes erlebte ich beim Zusatz von Eosin. Statt der vermuteten Rottönung ergab sich ein leuchtend grünes Umfeld (Abb. 9)! Natürlich, denn Eosin fluoresziert und gibt das eingefangene Blitzlicht als grünes Licht wieder ab – auch in Kamerarichtung. Über den Abstand der Blitze vom Becherrand konnte ich die Helligkeit der Grüntönung beeinflussen.

One drop only

Mit dem Eosinzusatz hatte ich annähernd die Rheinberg-Beleuchtung simuliert (wie bei farbi-

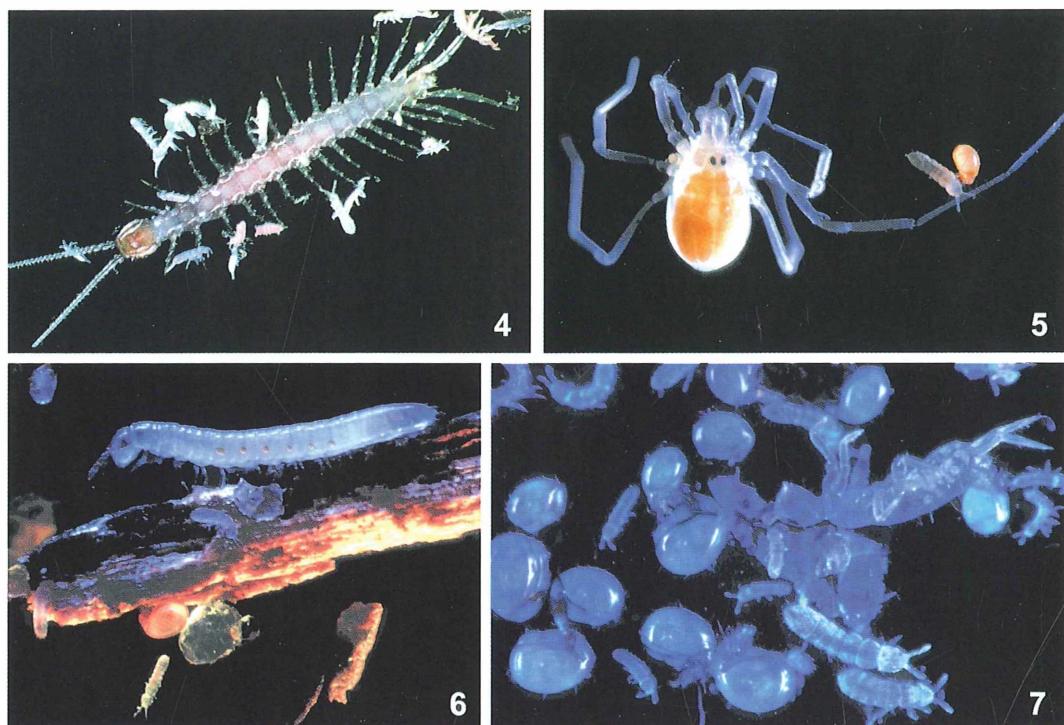


Abb. 4: Hundertfüßer und Springschwänze (Auflicht); Tessovar, Originalvergrößerung 3,7fach. – Abb. 5: Weberknecht-Larve, Hornmilbe, Springschwänze (Durchlicht); Tessovar mit Olmpus 2×-Lupe, Originalvergrößerung 6fach. – Abb. 6: Tausendfüßer und Pflanzenreste (farbiges Durchlicht); Tessovar, Originalvergrößerung 5fach. – Abb. 7: Hornmilben und Springschwänze auf dünner Methylenblau-Lösung (Durchlicht); Tessovar mit Olympus 2×-Lupe, Originalvergrößerung 10fach.

ger Zentralblende und nahezu weißem Randlicht) – und zwar für ein viel größeres Bildfeld als mit einem Kondensor.

Um diese attraktive Illumination auch bei nicht fluoreszierenden Farblösungen zu erhalten, brauchte ich einen opalisierenden Zusatz. Die Lösung: Ein Tropfen Milch! In einer Gentiana-violett-Lösung ließ er das Bildfeld rosa-violett erstrahlen (Abb. 10: Im Zentrum ein großer Springschwanz, ringsum helle Formen). Methylenblau mit Milchzusatz ergab eine freundlich-blaue Tönung (Abb. 11: Weberknecht-Larve mit Springschwänzen). Meine Lust an farbigen Milch-Shakes war erwacht: Bernsteinfärbung? Safranin-Bismarckbraun! Kühles Gelb? Chrysoidin! Alizarinviridin-Chromalaun mit Milch gibt Türkis mit Quark – nicht geeignet! Insgesamt überzeugte mich das Verfahren *kleine Ursache (Milchzusatz) – große Wirkung* (farbiges Bildfeld) so sehr, dass ich seine bescheidenen methodischen Ansprüche jedenfalls

mit dem gewichtigen Terminus *technicus Chromatolactopal-Großfeld-Illuminator* kompensieren möchte.

Ausblick

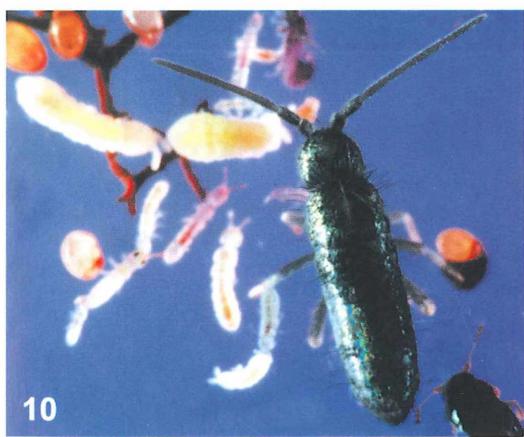
Als farbigen Abglanz können wir das Bodenleben also auch bei der Edaphon-Fotografie haben, indem wir mikroskopische Illuminationen auf ein Glas Wasser übertragen. Diese analoge Bildbearbeitung ist sehr nützlich für Unterricht und Vortrag: Wann lernt man mehr, als wenn das Hinsehen Freude macht? Das Edaphon ist mit diesen Zeilen freilich noch keineswegs zur Gänze erfasst. Wir haben vielmehr einen ersten Einblick geboten bekommen in die wimmelige Menge der Arten und Formen. Springschwänze und Milben standen quantitativ zu Recht im Vordergrund. Zwischen Räubern (Hundertfüßern) und Fried-



8



9



10



11

Abb. 8: Kugelspringer (Mitte oben) mit anderen Springschwänzen und Hornmilben auf Neutralrot-Lösung; Tessovar mit Olympus 2×-Lupe, Originalvergrößerung 10fach. – Abb. 9: Springschwänze und Pflanzenreste auf dünner Eosin-Lösung; Tessovar mit Olympus 2×-Lupe, Originalvergrößerung 10fach. – Abb. 10: Springschwänze (große, dunkle Oberflächenform und weiße Tiefenformen), Hornmilben auf Gentanaviolett-Milch-Gemisch; Tessovar mit Olympus 2×-Lupe, Originalvergrößerung 7fach. – Abb. 11: Weberknecht-Larve und Springschwänze auf Methylenblau-Milch-Gemisch; Tessovar mit Olympus 2×-Lupe, Originalvergrößerung 10fach.

formen (Tausendfüßer) haben wir noch gar nicht unterschieden. Ferner: Wie schaffen sie alle zusammen das Mysterium der Bodenfruchtbarkeit? Wie sind sie an ihren Lebensraum angepasst? Welche Arten bilden den Bodensatz in unseren Auffanggefäßern, den ich aus fototechnischen Gründen buchstäblich im Dunkeln gelassen habe?

Und selbstverständlich ist auch das Mikroskop bei der Untersuchung des Edaphons völlig unentbehrlich – Grund genug, später einmal auf diese Lebensgemeinschaft zurückzukommen!

Es wäre natürlich sehr schön, wenn inzwischen mancher Leser selbst zu Küchensieb und Trichter griffe – es lohnt sich wirklich!

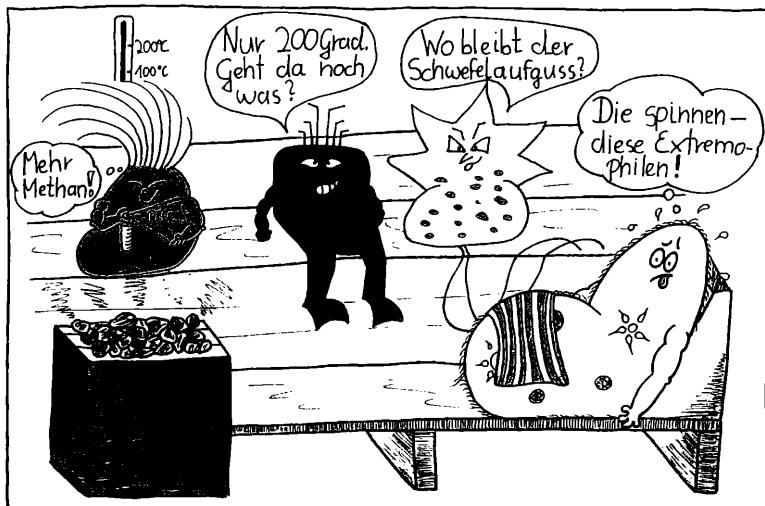
Literaturhinweise

- Eisenbeis, G., Wichard, W.: Atlas zur Biologie der Bodenarthropoden. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1985.
- Lüthje, E.: Auflichtmikroskopie mit optischen Veteranen. Mikrokosmos 93, 151–154 (2004).
- Lüthje, E.: Auflichtfotos mit einem alten Mikroskop. Mikrokosmos 94, 193–197 (2005).
- Schaller, F.: Die Unterwelt des Tierreiches. Kleine Biologie der Bodentiere. Springer-Verlag, Berlin 1962.

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

Micro-Toon

by Annett Burzlaff



Ein Pantoffeltierchen in der Extremophilen-Sauna

Selbstbau eines Dunkelfeldkondensors

Vigilio Puel

Lebende Einzeller, durchscheinende Insektenteile wie zum Beispiel Flügel und Präparate ohne oder mit sehr schwacher Eigenfärbung lassen sich mit einem standardmäßigen Hellfeldkondensor nicht oder nur äußerst unbefriedigend beobachten. Durch den Einsatz eines Dunkelfeldkondensors sieht die Mikro-Welt anders aus, einfach faszinierend.

eider ist ein derartiges Zubehör für viele Amateurmikroskopiker finanziell unerschwinglich, besonders wenn es von einem namhaften Hersteller stammt. Ein Schwalben Schwanz aus Pappe oder eine farblose Glasbeziehungsweise Kunststoffscheibe mit zentralem, rundem schwarzen Fleck sind Notlösungen, welche nur dürftige Resultate liefern und auf die Dauer den Spaß an der Sache vermissen. Aus den oben genannten Gründen habe ich mir einen befriedigenden Kompromiss ausgedacht. Daraus ist der unten beschriebene Dunkelfeldkondensor entstanden. Dieser kann mit professionellen Geräten nicht konkurrieren, ist jedoch besagten Notlösungen weit überlegen.

Derjenige, der eine Drehbank und eine Fräse zur Verfügung hat und sie bedienen kann, fertigt sich die Metallteile selber und äußerst billig an. Wer, wie ich, auf fremde Hilfe angewiesen ist, muss die Teile von einer Werkstatt herstellen lassen. Dennoch braucht er nicht zu verzweifeln, denn die Kosten halten sich in bescheidenen Grenzen: Ich habe dafür ganze 10 Euro bezahlt und noch dazu zwei weitere Stücke als Ersatz geschenkt bekommen.

Beschreibung des Dunkelfeldkondensors

Die Form des Kondensors ist die eines Zylinders mit einer inneren, halbkugelförmigen Ausparung. Ein Kragen am unteren Ende des Zylinders dient als Anschlag im Kondensorhalter. Als Lichtstrahlendurchgang dient ein zentrisch durchgehendes Loch.

Die lichtdurchlässige Fläche sollte aus Glas sein, aber möglichst nicht aus gewöhnlichem grünlich schimmerndem Fensterglas, denn dieses würde die Abbildungsqualität vermindern. Kristallglas müsste es schon sein. Die radial lichtstreuende Fläche ist eine Halbkugel aus

Aluminium, da dieses sich gut und leicht polieren und versilbern lässt.

Bauanleitung

Der metallene Teil des Kondensors kann aus Aluminium oder Messing angefertigt werden. Grundsätzlich könnte man auch gewöhnlichen Baustahl wie beispielsweise St 37-2 verwenden. Was dagegen spricht, ist meines Erachtens die Tendenz dieses Werkstoffes sich übermäßig zu erwärmen. Dadurch könnten sich die anderen, angeklebten Teile lösen oder verrutschen und die Koaxialität des lichtoptischen Systems beeinträchtigen.

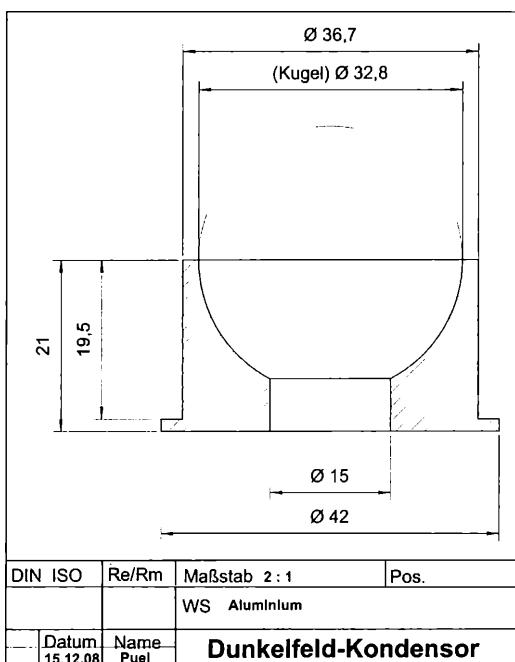


Abb. 1: Konstruktionsschema. Herstellung des Zylinderkörpers mit ausgefräster Halbkugel.

Aus einer Aluminium- oder Messing-Rundstange mit 50 mm Durchmesser dreht man zunächst den Anschlag und dann den Zylinderkörper auf die richtigen Durchmesser ein und schließlich wird es auf das Maß gekürzt (Abb. 1). Vom oberen Rand des Zylinders fräst man die

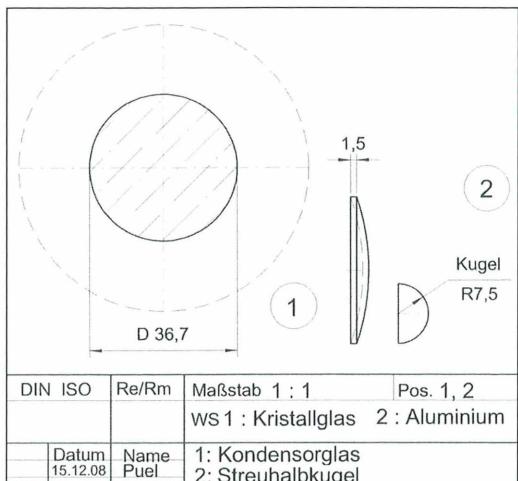


Abb. 2: Konstruktionsschema. Herstellung der Streuhalbkugel und der Glasfläche.

Halbkugel aus. Dieses sollte der schwierigste Arbeitsschritt sein. Danach spannt man das Stück, umgekehrt, in die Drehbank ein und bohrt das Durchgangsloch (Abb. 1).

Die kleine Streuhalbkugel wird aus einem Aluminium-Rundstab mit 15 mm Durchmesser gedreht (Abb. 2,1). Die Glasfläche wird aus einem Uhrglas auf den Außendurchmesser des Zylinders heruntergeschliffen (Abb. 2,2). Dafür spannt man in eine (Tisch-) Bohrmaschine Glasschleifer verschiedener Körnung ein, zuerst grob dann fein. Sowohl die Zylinderhöhlung als auch die kleine Halbkugel sollten nicht die geringste Rauheit aufweisen. Dafür kommt eine Polierpaste für Metalle zum Einsatz, welche man sich im Fachhandel oder Werkstatt besorgt. Anschließend werden die polierte Kondensorhöhlung und die kleine Halbkugel peinlich gesäubert, entfettet und versilbert. Zum Versilbern bietet die Fachliteratur genug Rezepte und Anregungen; es bleibt so jedem selber überlassen, wie er diesen Schritt angehen will.

Die Streuhalbkugel wird mittig auf die konvexe Seite der Glaskalotte geklebt. Dafür haben sich Zweikomponenten- beziehungsweise Sekundenkleber bewährt. Die zu beklebenden Flächen müssen sauber und fettfrei sein. Das so angefertigte Teil wird, mit der kleinen Halbkugel nach innen, auf den Rand des Kondensors – des Hohrraumes – ebenfalls mit einem der oben erwähnten Mittel geklebt. Um Reflexionen zu vermeiden, werden die Außenpartien und die Lochinnenwand mit mattem Kameralack lackiert.

Die Abbildung 3 zeigt den fertigen Dunkelfeldkondensor, während die Abbildung 4 die Abbildungsqualität des Systems erkennen lassen.

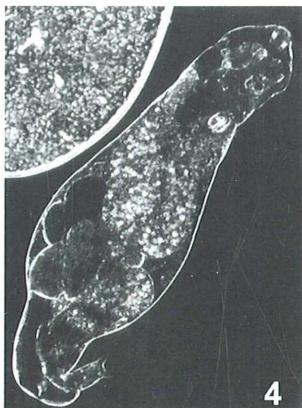


Abb. 3: Selbst gebauter Dunkelfeldkondensor. – Abb. 4: Rädertier im durch den Selbstbau-Dunkelfeldkondensor hergestelltem Dunkelfeld.

Mikro-Markt

www.mikroskopier-bedarf.de
online-shop & Service / Reparaturen
Tel./Fax: 0341/461 65 96

Verfasser: Vigilio Puel, Schillerstraße 9,
79312 Emmendingen

Einzeller im Zusammenleben mit Vielzellern Teil 2: Symbiotische Termitenflagellaten

Renate Radek und Klaus Hausmann

Während sich der erste Teil dieser Beitragsserie auf neutrale und negative Wechselbeziehungen zwischen Protozoen und Vielzellern konzentrierte, werden in diesem und dem nächsten Beitrag Assoziationen aufgezeigt, die für beide Partner von Vorteil sind. Im deutschsprachigen Raum bezeichnet man eine solche positive Form des Zusammenlebens als Symbiose. Begeißelte Einzeller sind in der Regel freilebend, parasitisch oder harmlose Konsensalen (Mitesser). Für ihren Wirt nützliche Flagellaten kommen ausschließlich im Darm von Termiten und Waldschaben vor.

In unseren gemäßigten Breiten findet man die Wärme liebenden Termiten nicht frei in der Natur, weshalb sie selten als Untersuchungsobjekt dienen. Außerdem sind zur Untersuchung der symbiotischen Flagellaten geeignete Termitenarten nicht ohne Weiteres zu finden. Was vielleicht der eine oder andere im Urlaub in warmen Gefilden schon mal gesehen hat, sind die eindrucksvollen, bis zu mehreren Metern großen Termithügel (Abb. 1). Sie reichen auch in den Boden hinein und sind von Gängen, Kammern und Ventilationssystemen durchzogen. Entnimmt man hier Termiten und mikroskopiert erwartungsvoll den Darminhalt, so wird man enttäuscht sein. Außer Nahrungsresten, Bakterien und Pilzen ist kaum etwas zu sehen – jedenfalls keine Flagellaten. Diese Termiten gehören zu den Höheren Termiten (Fam.

Termitidae). Die Nester von flagellatenhaltigen Termiten sind viel unauffälliger. Bei Erdtermitten befinden sich die Nestkammern im Boden (Abb. 2). Andere Arten leben im Holz abgestorbener oder lebender Bäume (Abb. 3) und als Schädlinge auch in hölzernen Gebäuden und Gegenständen aus Holz wie Zäunen, Mobiliar und geschnitzten Kunstwerken. Da die Holztermitten im Innern des Holzes leben und nur kleine Ausgangslöcher oder herausgefallene Kotbällchen die Bewohner verraten, braucht man ein gutes Auge, um die Kolonien aufzuspüren. Zu diesen flagellatenhaltigen Niederen Termiten gehören sechs Familien: Mastotermitidae, Kalotermitidae, Hodotermitidae, Termopsidae, Rhinotermitidae, Serritermitidae. Sie machen aber nur circa ein Viertel der rund 2.800 Termitenarten aus.

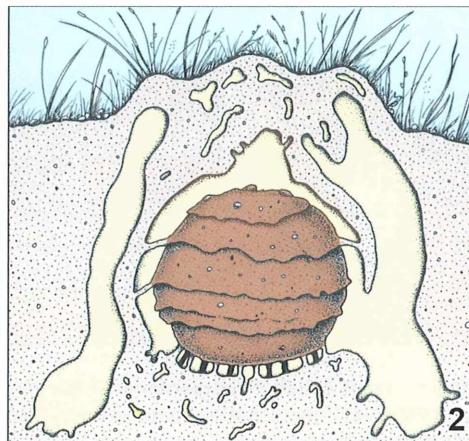
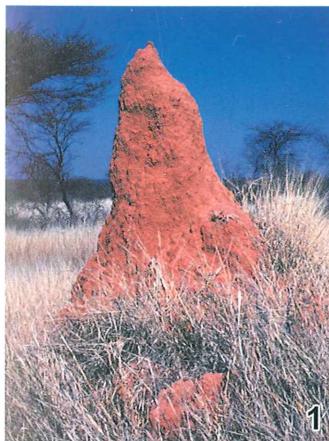


Abb. 1: Hügel einer Höheren Termiten in Namibia. – Abb. 2: Erdtermittennest im Boden. – Abb. 3: Holztermittennest im Baumstamm.

Präparation der Flagellaten

Hat man nun Niedere Termiten gefunden oder aus einer Zucht erhalten, sollte man wissen, wo man nach den Flagellaten suchen muss. Wenn man die Termite mit einer Pinzette am Kopf festhält und mit einer zweiten, feinen Pinzette an den letzten Hinterleibsgliedern zieht, kann man den Darm relativ einfach herausziehen. Vorderdarm und Mitteldarm sind eher schlauchförmig dünn – hier sind keine Flagellaten zu finden. Sie leben im Enddarm und hier insbesondere in dem zu einer Gärkammer erweiterten vorderen Abschnitt (Abb. 4). Zur mikroskopischen Beobachtung zerzupft man die Gärkammer mit

spitzen Pinzetten oder Nadeln in einem Tropfen Salzlösung auf einem Objekträger, deckt dann zügig mit einem Deckglas ab (ev. mit Füßchen wegen der großen Flagellaten) und mikroskopiert sofort. Meist verändern sich die sauerstoffempfindlichen Flagellaten schon nach Minuten und sterben. Als Salzlösung kann man physiologische Kochsalzlösung (0,6 %) verwenden, oder komplexere, für ein längeres Überleben besser geeignete Lösungen wie die Lösung U von Trager (1934): Auf 100 ml destilliertes Wasser kommen 216 mg NaCl, 77 mg NaHCO₃, 151 mg Na₃C₆H₅O₇ · 2H₂O (Na-Citrat), 178 mg KH₂PO₄, 8 mg CaCl₂ und 5 mg MgSO₄.

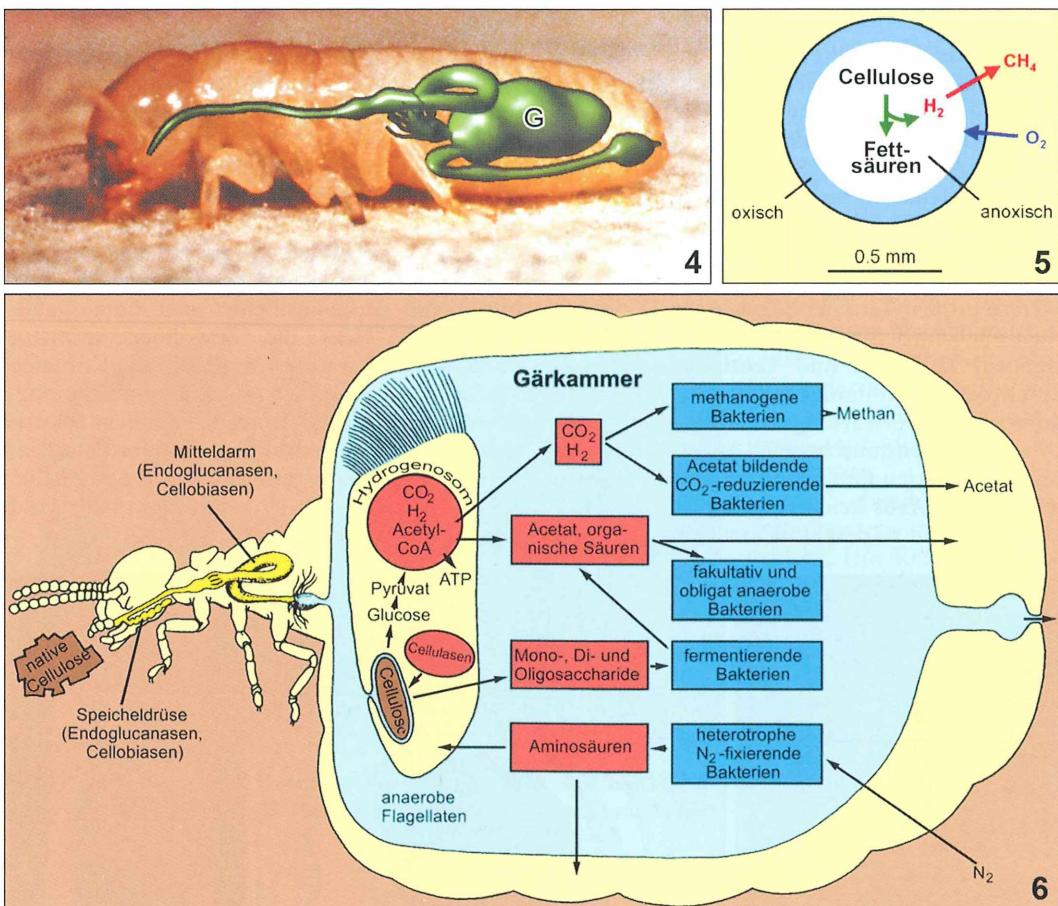


Abb. 4: Darmschema (grün) einer als Arbeiter fungierenden Altlarve mit sackartig erweiterter Gärkammer (G) des Enddarms. – **Abb. 4:** Querschnittschema einer Gärkammer mit äußerer oxischer und innerer anoxischer Zone; Celluloseabbau zu Fettsäuren und H₂ mit Hilfe der Flagellaten (nach Brune). – **Abb. 5:** Schema der Wechselbeziehungen von Niederer Termiten / Flagellaten / Bakterien und Archaeen (Erläuterung siehe Text).

Leben in der Gärkammer

Die physikochemischen Lebensbedingungen in der Gärkammer sind nicht gleichförmig, sondern es gibt Gradienten von außen nach innen. In die äußere Zone der Gärkammer diffundiert Luftsauerstoff hinein, wodurch hier eine schmale oxische Zone entsteht (Abb. 5). Der größte, zentrale Teil des Inhalts hingegen ist anoxisch, also sauerstofffrei, so dass hier Gärungsprozesse ablaufen können. Auch die Flagellaten sind anaerobe Organismen und gewinnen Energie über Gärung. Umgekehrt ist die Wasserstoffkonzentration im Innern der Gärkammer am größten und nimmt durch Diffusionsverluste zur Peripherie hin ab.

Die Rolle der Darmflagellaten und Mikroorganismen von Termiten wurde intensiv untersucht, doch sind längst noch nicht alle Wechselbeziehungen in diesem komplexen symbiotischen System von Termiten, Flagellaten und Bakterien bekannt (z. B. Brune, 2004; Honigberg, 1970; Inoue et al., 2000; Ohkuma, 2008). Es spricht vieles dafür, dass die Flagellaten essentiell zum Abbau der Cellulose aus der Nahrung sind; Ligninabbau scheint keine Rolle zu spielen. Termiteigene Verdauungsenzyme tragen auch zur Verdauung bei, aber sie reichen bei den Niederen Termiten nicht aus, um die schwer verdauliche Cellulose aufzuschließen.

Die beim Fressvorgang der Termiten zerkleinerten Nahrungspartikel werden im Vorder- und Mitteldarm leicht angedaut und dann in der Gärkammer von den Flagellaten phagocytiert (Abb. 6). Sie zerlegen nun mit Hilfe ihrer Cellulasen (Endo- und Exoglucanassen) die Cellulose in ihre Glucose-Bausteine. Diese werden weiter verstoffwechselt. Die Bildung des universellen Energieträgers ATP (Adenosintriphosphat) erfolgt dann in speziellen Organellen, den Hydrogenosomen. Dies sind abgewandelte Mitochondrien, die ohne Verwendung von Sauerstoff Energie gewinnen und neben dem ATP als Abfallstoffe im Wesentlichen Wasserstoff (H_2), Kohlendioxid (CO_2) und Acetat abgeben. Die Termiten können nun das Acetat nutzen, welches über die Gärkammerwand aufgenommen wird. Auch eine Vielzahl von Bakterien und Archaeen (= Archäobakterien, Urbakterien), die ebenfalls in der Gärkammer leben, sind an der Weiterverwertung dieser Abfallstoffe beteiligt. Acetatabildende Bakterien können beispielsweise aus H_2 und CO_2 Acetat

bilden, methanogene Archaeen produzieren aus den gleichen Stoffen Methan. Andere Mikroorganismen können molekularen Stickstoff fixieren, Nitrat und Ammonium assimilieren und so Aminosäuren und Vitamine synthetisieren, also Stoffe, die in der Lignocellulose-Nahrung äußerst knapp sind.

Die größte Menge an Flagellaten wird man in den als Arbeiter dienenden älteren Larven der Niederen Termiten finden. Bei ihnen ist die Gärkammer besonders groß. Soldaten und Geschlechtstiere werden von den Arbeitern mit Nahrung versorgt und haben daher eine kleinere Gärkammer mit weniger Symbionten. Auch die jungen Larven werden mit Gärkamersaft gefüttert. Die Arbeiter geben auf das Betteln ihrer Nestgenossen hin tropfchenweise Gärkammerinhalt über den After ab, der dann aufgeleckt wird. Da die Übertragung der essentiellen Symbionten auf die gleiche Weise erfolgt und keine längeren Zeiten im Freien überdauert werden müssen, sind keine trockenresistenten Stadien nötig. Termitenflagellaten bilden keine dickwandigen, dauerhaften Cysten. Gehäutete Tiere müssen ebenfalls über die Mund-After-Fütterung (proktodeale Fütterung) wieder mit Flagellaten versorgt werden, da die mit einer Cuticula ausgekleidete Gärkammer mit gehäutet wird und dabei die meisten Flagellaten verloren gehen.

Termitenflagellaten

Je nach Termitenart findet man im Darm ein bis mehr als 20 verschiedene Flagellatenarten (Yamin, 1979). Das Spektrum an Arten ist charakteristisch für eine Termitenart. Auch in den eng verwandten Waldschaben (Gattung *Cryptocercus*) leben symbiotische Flagellaten. Traditionell unterscheidet man bei den Flagellaten Parabasalia (Trichomonaden und Hypermastigiden) und Oxymonadida (Brugerolle und Radek, 2006; Abb. 7–9). Für die Parabasalia sind so genannte Parabasalkörper typisch (Abb. 7, 17, 18). Sie bestehen aus Dictyosomen des Golgi-Apparates, die an quergestreifte Fasern (Parabasalfasern) angeheftet sind, welche neben (griech. para) den Basalkörpern der Geißeln entspringen. Den Oxymonaden fehlen diese Strukturen. Bei ihnen ist hingegen zwischen je zwei gepaarten Basalkörpern eine charakteristische Verbindungsstruktur vorhanden, das Präaxostyl (Abb. 9). Die Parabasalia besit-

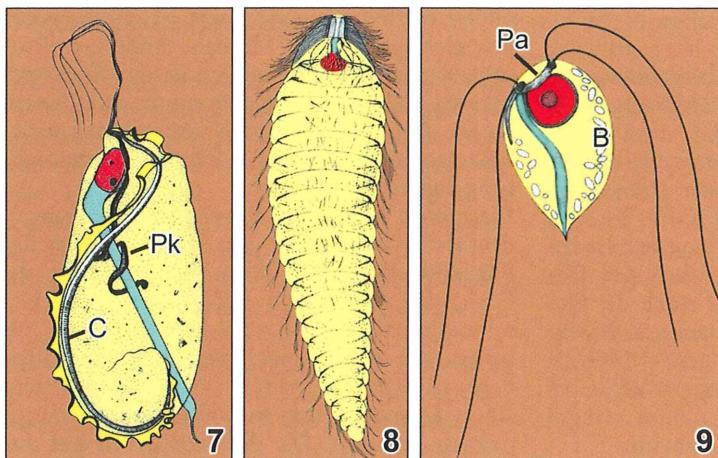


Abb. 7–9: Schemata von typischen Trichomonaden (Abb. 7), Hypermastiginen (Abb. 8) und Oxymonaden (Abb. 9). Rot Kern, blau Achsenstab (Axostyl), B Bakterien, C Costa, Pa Präaxostyl als Verbindung zweier Basalkörperpaare, Pk Parabasalkörper (Golgi-Apparat). Anzahl und Anordnung der Geißeln sind unterschiedlich. Die gelb markierte, angeheftete Schleppgeißel in Abbildung 7 hat eine undulierende Membran ausgebildet (nach Hausmann et al.).

zen darüber hinaus die bereits erwähnten Hydrogenosomen – kugelige, von zwei Membranen begrenzte Zellorganellen zur Energiegewinnung (Abb. 12) –, die bei Oxymonaden nicht vorkommen. In beiden Gruppen findet man die Zelle in Längsrichtung durchziehende Stäbe (Achsenstäbe, Axostyle) aus Proteinröhren (Mikrotubuli) vor (Abb. 7–9). Die Mikrotubuli sind zu Platten zusammengelagert, die beispielsweise parallel gestapelt oder konzentrisch angeordnet sind (Abb. 15 und 16), wodurch die lichtmikroskopisch erkennbaren Stäbe entstehen.

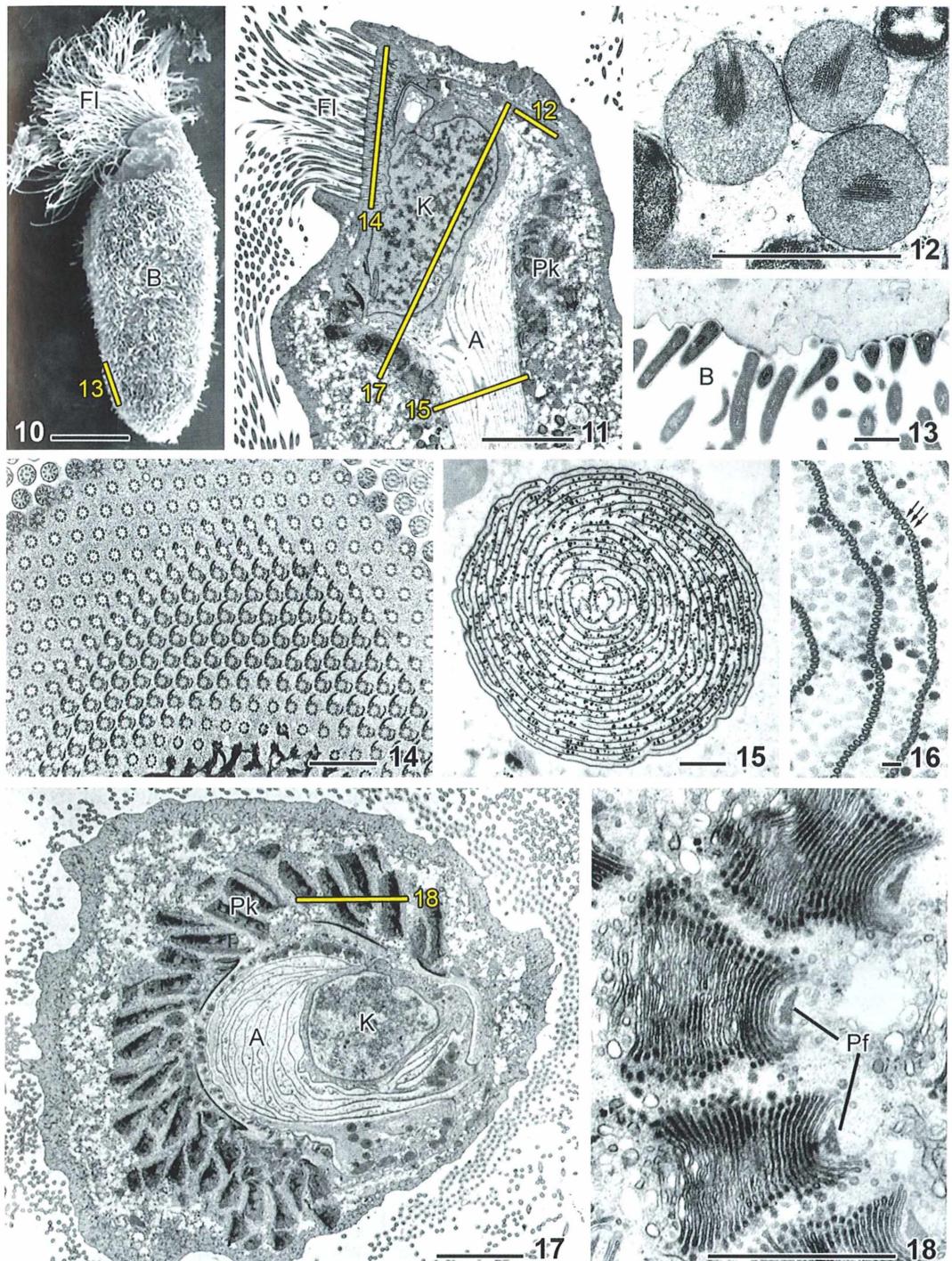
Parabasalia

Im mikroskopischen Präparat sind die für geißelte Einzeller recht großen Vertreter der Hypermastigida besonders auffällig. Mit Hilfe ihrer zahlreichen Geißeln können sie sich im mit Salzlösung verdünnten Präparat lebhaft fortbewegen. In der natürlicherweise sehr dicht

gefüllten Gärkammer ist eine gezielte Fortbewegung wohl schwierig. Hier dienen die heftigen Bewegungen der Geißeln möglicherweise der Vermischung des cellulosehaltigen Nahrungsreichs, um an Nahrungspartikel zu gelangen, und dem Widerstehen des Massenflusses im Darm. Bei den Joeniden (Abb. 10–18) und Staurojoeniden sind Geißelschöpfe vorhanden, die schwungvoll schlagen (Radek et al., 1992; Maß und Radek, 2006). Bei den in Längs- oder Querreihen angeordneten Flagellen anderer Taxa schlagen die benachbarten Flagellen synchron, so dass metachrone Wellen über den Körper laufen, ähnlich wie man es von frei lebenden Ciliaten wie dem Pantoffeltierchen *Paramecium* oder Pansen bewohnende Wimpertieren wie *Isotricha* kennt. Bei Flagellaten mit spiralliger Anordnung der Flagellen drehen sich die Tiere während der Fortbewegung um die eigene Achse.

Die Trichomonaden besitzen typischerweise nur vier Geißeln. Diese können auch reduziert oder aber vervielfacht werden. Vielgeißlige Tri-

Abb. 10–18: Feinstrukturmerkmale von *Joenia annectens* aus der Termiten *Kalotermes flavicollis*. ► Rasterelektronenmikroskopie (Abb. 10) und Transmissionselektronenmikroskopie (Abb. 11–18). Die gelben Linien geben die Schnittrichtung für die jeweils angegebene Bildnummer an. – Abb. 10: *Joenia* mit anteriorem Geißelschopf und Körperbesatz mit stäbchenförmigen Bakterien. Balken: 20 µm. – Abb. 11: Längsschnitt durch den Vorderpol. Kern unterhalb der Ansatzstellen der Geißeln umgriffen von Ausläufern des Achsenstabs. Balken: 5 µm. – Abb. 12: Kugelige Hydrogenosomen mit parakristallinen Innenstrukturen. Balken: 1 µm. – Abb. 13: Angeheftete, stäbchenförmige Bakterien am Hinterende. Balken: 1 µm. – Abb. 14: Schnitt durch die Anheftstellen der Geißeln mit rund 300 Basalkörpern und entsprechenden Verbindungsstrukturen. Balken: 1 µm. – Abb. 15: Querschnitt durch den Achsenstab mit konzentrisch angeordneten Mikrotubuliplatten. Balken: 1 µm. – Abb. 16: Aus nebeneinander liegenden Mikrotubuli (Pfeile) aufgebaute Mikrotubuliplatten des Achsenstabes. Balken: 1 µm. – Abb. 17: Schnitt durch den Zellvorderpol auf Höhe des Zellkerns, der von Ausläufern des Achsenstabs und einem



Kranz aus Parabasalkörpern umschlossen ist. Balken: 5 µm. – Abb. 18: Jeder Parabasalkörper aus circa 25 Cisternen bestehend, angeheftet am gebogenen Ende an einer Parabasalfaser. Balken: 1 µm. A Achsenstab, B Bakterien, Fl Flagellen, K Kern, Pf Parabasalfaser, Pk Parabasalkörper.

chomonaden besitzen etliche Zellkerne im Gegensatz zu den vielgeißligen Hypermastigiden, die immer nur einen Zellkern enthalten. Häufig ist eine Geißel des Vierersatzes an der Zelloberfläche angeheftet und kann bei manchen Gattungen auch eine undulierende Membran ausbilden (Abb. 7). In diesem Fall unterlagert ein proteinöser Stab, die Costa, die Anheftungsregion der Geißel. Weitere, spezielle Zellskelettstrukturen können vorhanden sein. Insbesondere an den Basalkörpern der Geißeln entspringende typische Wurzelfasern und Verbindungsstrukturen (Abb. 14).

Neuere, molekularphylogenetische Untersuchungen lassen Zweifel an einer Monophylie der Hypermastigiden und Trichomonadiden aufkommen, das heißt, es ist ungewiss, ob die Vertreter dieser Gruppen von einer gemeinsamen Stammform abstammen. Möglicherweise lassen sich die Parabasalia in vier Entwicklungslinien aufgliedern, die sich teilweise überlappend aus Trichomonaden und Hypermastiginen zusammensetzen. Eine Diskussion der bislang noch nicht endgültig geklärten Verwandtschaftsverhältnisse innerhalb der Parabasalia führt in diesem Rahmen aber zu weit. Die Merkmale der etwa 80 Parabasaliden-Gattungen wurden von Brugerolle und Lee (2000a) für den *Illustrated Guide to the Protozoa* zusammengestellt.

Alle bekannten Hypermastigiden kommen ausschließlich in Termiten oder Waldschaben vor. Bei den Trichomonaden gibt es auch Vertreter in Wirbeltieren (z.B. *Trichomonas vaginalis* als Parasit beim Menschen) und sogar einige wenige freilebende Arten.

Oxymonadida

Nicht nur der Habitus der Parabasalia ist sehr divers, auch das äußere Erscheinungsbild der Oxymonaden ist nicht einheitlich. Während manche wie „typische“ Flagellaten aussehen (klein, eiförmig, wenige Geißeln), sind andere mehrere 100 Mikrometer groß und können lange Fortsätze am Vorderpol besitzen, mit denen sie sich an der Gärkammerwand anheften. Bei manchen kann sich der Körper durch heftige Schlängelbewegungen des Axostyls stark verformen. Neben viergeißligen Formen kommen auch vielgeißlige vor, wobei die Geißelzahl in der Regel ein Vielfaches von vier ist. Entsprechend der Anzahl an Geißelapparaten wurde bei diesen Formen auch der Kern vermehrt.

Oxymonaden sind anscheinend immer an Wirtsorganismen, meistens Termiten, gebunden. *Polymastix*-Vertreter findet man im Darm verschiedener holzfressender Insekten, die Gattung *Monocercomonoides* kommt erstaunlicherweise in den Däermen vieler Wirbelloser und Wirbeltiere vor. Brugerolle und Lee (2000b) geben im *Illustrated Guide* eine Übersicht für die 12 bekannten Gattungen der Oxymonaden.

Assoziationen mit Bakterien

Neben den diversen Typen frei im Darm lebender Bakterien sind Assoziationen von Bakterien mit Flagellaten durchaus üblich (Radek et al., 1992; Smith und Arnott, 1974; Ohkuma, 2008). In allen Flagellatengruppen gibt es Vertreter, die auf ihrer Oberfläche Bakterien tragen (Ektobionten; Abb. 10 und 13) und/oder im Cytoplasma oder sogar im Kern Bakterien beinhalten (Endobakterien; Abb. 9). Die Funktionen dieser Bakterien sind in den seltensten Fällen bekannt. Es scheint sich aber meist um sehr stabile Systeme zu halten, so dass symbiotische Interaktionen nahe liegen.

Beim ungewöhnlich großen Trichomonaden *Mixotricha paradoxa* heften neben kurzen stäbchenförmigen Bakterien, lange, bewegliche Spirochaeten geordnet auf speziellen Oberflächenerhebungen an (Cleveland und Grimstone, 1964; Brugerolle, 2004; Abb. 19–22). Durch diese regelmäßige Anordnung synchronisiert sich die Bewegung der dicht an dicht angehefteten Spirochaeten, so dass metachrone Wellen entstehen wie bei der Cilienebewegung (Abb. 21). Der Flagellat bewegt sich durch die Schubkraft seiner Spirochaeten fort; die vier kurzen Geißeln (Einsatz in Abb. 19) sind nicht in der Lage, den bis zu einem halben Millimeter großen Protisten anzutreiben. Hier handelt es sich also um eine Motilitätssymbiose. So klar ist die Funktion bei den meisten Bakterien-Flagellaten-Interaktionen allerdings nicht. Generell vermutet man stoffwechselphysiologische Interaktionen mit gegenseitigem Austausch nützlicher Stoffe. So können manche Bakterien Stickstoff fixieren oder Acetat bilden. Endo- oder ektobiontische Methanbakterien könnten das von den Flagellaten gebildete H₂ und CO₂ nutzen.

Zur Anheftung der Ektobionten werden meist spezielle Zellkontakte ausgebildet (Radek et

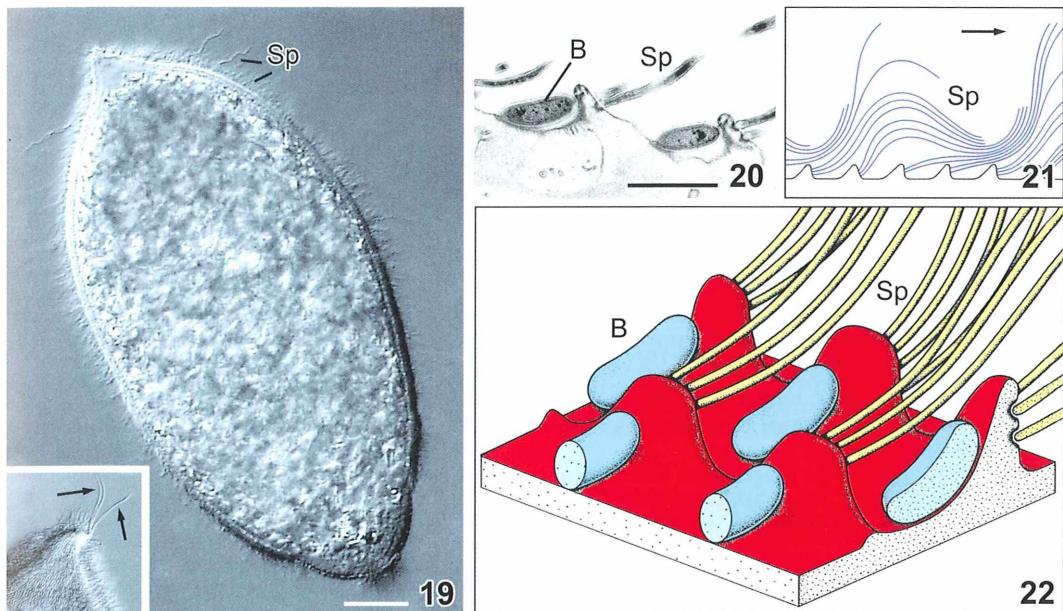


Abb. 19–22: *Mixotricha paradoxa* aus *Mastotermes darwiniensis*. – Abb. 19: Besiedelung der Oberfläche von *Mixotricha* durch lange und kurze Spirochaeten, ausgenommen das Hinterende. Einsatz: Vorderpol mit Geißeln (Pfeile). Differentieller Interferenzkontrast. Balken: 50 µm. – Abb. 20: Ultradünnschnitt der Zelloberfläche mit zwei Erhebungen, an denen nach vorne (links im Bild) je ein stäbchenförmiges Bakterium und nach hinten je 1–4 Spirochaeten angeheftet sind. Balken: 1 µm. – Abb. 21: Durch Synchronisierung der beweglichen Spirochaeten entstehende metachrone Bewegungswellen, die sich in Pfeilrichtung fortpflanzen (nach Cleveland und Cleveland, 1966). – Abb. 22: Dreidimensionales Schema der Oberfläche von *Mixotricha* mit Erhebungen (rot), Spirochaeten (gelb) und Stäbchenbakterien (blau) (nach Cleveland und Grimstone, 1964). B Bakterium, Sp Spirochaeten.

al., 1996; Tamm, 1980). Die Zucker der Glycocalyx und in den Membranen befindliche Proteine können an der Vermittlung des Kontaktes beteiligt sein. Unter der Plasmamembran des Flagellaten sind an der Anheftstelle häufig elektronendichte Schichten zu sehen, möglicherweise Zellskelettstrukturen, die an der Ausformung des Zellkontaktes beteiligt sind (Abb. 13, 20 und 22).

Ausblick

Obwohl man schon Einiges zu Aufbau, Zusammensetzung und Funktionsweise des Dreiersystems Termiten/Flagellaten/Bakterien herausgefunden hat, sind noch sehr viele Neuentdeckungen zu erwarten. Die Untersuchungen waren bislang insofern stark eingeschränkt, als sich die meisten Darmbewohner nicht kultivieren lassen. Inzwischen kann man mit molekularen Methoden aus sehr wenig

Ausgangsmaterial genetische Analysen durchführen, die beispielsweise eine Identifizierung der Organismen ermöglichen und auch Schlüsse zu speziellen Stoffwechselaktivitäten zulassen. So sind zum Beispiel zurzeit etwa 90 % der Bakterien einer erstmals untersuchten Termitenart neue Typen (Ohkuma, 2008). Auch bei den Flagellaten sind viele neue Arten zu erwarten, da bisher kaum die Hälfte der Niederen Termitenarten daraufhin untersucht wurde. Es bleibt also spannend.

Literaturhinweise

- Brugerolle, G.: Devescovinid features, a remarkable surface cytoskeleton and epibiotic bacteria revisited in *Mixotricha paradoxa*, a parabasalid flagellate. *Protoplasma* 224, 49–59 (2004).
- Brugerolle, G., Lee, J. J.: Phylum Parabasalia. In: Lee, J. J., Leedale, G. F., Bradbury, P. C. (eds.): *The illustrated guide to the protozoa*, 2nd ed., Vol. II, pp. 1196–1250. Society of Protozoologists, Lawrence Kansas, 2000a.

- Brugerolle, G., Lee, J. J.: Order Oxymonadida. In: Lee, J. J., Leedale, G. F., Bradbury, P. C. (eds.): The illustrated guide to the protozoa, 2nd ed., Vol. II, pp. 1186–1195. Society of Protozoologists, Lawrence Kansas, 2000b.
- Brugerolle, G., Radek, R.: Symbiotic protozoa of termites (chapter 13). In: König, H., Várma, A. (eds.): Intestinal microorganisms of termites and other invertebrates (Series: Soil Biology), pp. 243–269. Springer Verlag, Berlin 2006.
- Brune, A.: Mikrobielle Ökologie des Termitendarms. Max-Planck-Gesellschaft, Tätigkeitsbericht 2004, 11 Seiten.
- Cleveland, L. R., Cleveland, B. T.: The locomotory waves of *Koruga*, *Deltotrichonympha* and *Mixotricha*. Arch. Protistenkd. 109, 39–63 (1966).
- Cleveland, L. R., Grimstone, A. V.: The fine structure of the flagellate *Mixotricha paradoxa* and its associated micro-organisms. Proc. Roy. Soc. B. 159, 668–686 (1964).
- Hausmann, K., Radek, R.: Einzeller im Zusammenleben mit Vielzellern. Teil 1: Symphorismus, Kommensalismus und Parasitismus. Mikrokosmos 98, 176–180 (2009).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd edition. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Höningberg, B. M.: Protozoa associated with termites and their role in digestion. In: Krishna, K., Weesner, F. M. (eds.): Biology of termites, vol. II, pp. 1–36. Academic Press, New York 1970.
- Inoue, T., Kitade, O., Yoshimura, T., Yamaoka, I.: Symbiotic associations with protists. In: Abe, T., Bignell, D. E., Higashi, M. (eds.): Termites: evolution, sociability, symbioses, ecology, pp. 275–288. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht 2000.
- Maaß, A., Radek, R.: The gut flagellate community of the termite *Neotermes cubanus* with special reference to *Staurojoenina* and *Trichocovina hrdyi* nov. gen. nov. spec. Europ. J. Protistol. 42, 125–141 (2006).
- Ohkuma, M.: Symbioses of flagellates and prokaryotes in the gut of lower termites. Review Trends Microbiol. 16, 345–352 (2008).
- Radek, R., Hausmann, K., Breunig, A.: Ectobiotic and endobiotic bacteria associated with the termite flagellate *Joenia annectens*. Acta Protozool. 31, 93–107 (1992).
- Radek, R., Rösler, J., Hausmann, K.: Light and electron microscopic study of the bacterial adhesion to termite flagellates applying lectin cytochemistry. Protoplasma 193, 105–122 (1996).
- Smith, H. E., Arnott, H. J.: Epic- and endobiotic bacteria associated with *Pyrsonympha vertens*, a symbiotic protozoan of the termite *Reticulitermes flavipes*. Amer. Microsc. Soc. 93, 180–194 (1974).
- Tamm, S. L.: The ultrastructure of prokaryotic-eukaryotic cell junctions. J. Cell Sci. 44, 335–352 (1980).
- Trager, W.: The cultivation of a cellulose-digesting flagellate, *Trichomonas termopsisidis*, and of certain other termite protozoa. Biol. Bull. 66, 182–190 (1934).
- Yamin, M. A.: Flagellates of the orders Trichomonadida Kirby, Oxymonadida Grassé, and Hypermastigida Grassi & Foa reported from lower termites (Isoptera families Mastotermitidae, Kalotermitidae, Hodotermitidae, Termopsidae, Rhinotermitidae, and Serritermitidae) and from the wood-eating roach *Cryptocercus* (Dictyoptera: Cryptocercidae). Sociobiology 4, 1–120 (1979).

Verfasser: PD Dr. Renate Radek und Prof. Dr. Klaus Hausmann,
beide Freie Universität Berlin,
Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie,
Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin;
E-Mail: rradek@zedat.fu-berlin.de,
hausmann@zedat.fu-berlin.de

ANZEIGE

LED-Technik von 250 - 1000 LM

mit den neuen

BW-Optik LZKK 1-8

für alle Mikroskope von

CARL ZEISS
JENA

Prospekte + ausführliche Informationen anfordern oder unter www.bw-optik.de

SONDEROPTIK
ASTRONOMIE
MICROSKOPIE

B W - O P T I K
DIREKTVERSA ND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717
Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf
www.bw-optik.de • shop@bw-optik.de

Pfeilschnelle Räuber im Meeresplankton: Die Chaetognathen

Alexander Kieneke und Ole Riemann

Die Untersuchung einer frischen Planktonprobe aus dem Oberflächenwasser des Meeres gehört zu den faszinierendsten Erfahrungen, die ein naturkundlich interessierter, aber auch der angehende Biologe während seiner Ausbildung machen kann. Den Betrachter erwartet schon in der Sortierschale unter der Stereolupe eine unglaubliche Formenfülle und Individuendichte. Dabei ist der apparative Aufwand zum Erlangen dieses schier unerschöpflichen Materials denkbar simpel – ein einfaches Planktonnetz und ein guter Standort, etwa eine Hafenmole oder Pier, genügen.

¶ eben zahlreichen Organismen, sowohl Tieren als auch mikroskopischen Algen, die in der Gemeinschaft der schwebenden Organismen ihr komplettes Leben verbringen und etliche Anpassungen an diesen Lebensraum entwickelt haben, finden sich im Meeresplankton auch die Entwicklungsstadien von Arten verschiedener Tiergruppen, deren Adultstadien am Meeresboden vorkommen und die nur eine Zeit lang als so genannte meroplanktische Larven in der freien Wassersäule leben. Diese planktischen Larvenformen und deren aufeinander folgende Stadien erlauben aufschlussreiche Einblicke in die Entwicklungsbiologie der verschiedensten Organismen. Am bekanntesten unter den dauerhaften (holoplanktischen) tierischen Planktern sind wohl die calanoiden Copepoden (Ruderfußkrebse), die mit ihren extrem langen ersten Antennen feinste Schwingungen im Wasser wahrnehmen können. Weit weniger bekannt, aber mit ebenso wichtiger Rolle im globalen marinem Nahrungsnetz ist eine eigenartige und faszinierende Tiergruppe, die wir hier vorstellen möchten – die Chaetognatha oder Pfeilwürmer.

Eine kurze Definition: Plankton

Obwohl vielen Lesern durchaus bekannt, geben wir dennoch eine übersichtliche Definition der Lebensgemeinschaft Plankton. Abgeleitet von dem griechischen „to planktón“, was soviel bedeutet wie „das Umhergetriebene“, fasst die Lebensgemeinschaft des Planktons alle Organismen zusammen, die sich nicht durch eigene Kraft in der Wassersäule fortbewegen

können, sondern passiv umher getrieben werden. Warum aber gehören die Arten der Chaetognathen, die über eine kräftige Körpermuskulatur und sogar über Schwanz- und Seitenflossen verfügen, mit Hilfe derer sie kräftige Schwimmbewegungen vollführen können, zum Plankton? Hier bedarf es einer Präzisierung des Begriffes Plankton. Entscheidend ist nicht die bloße Fähigkeit, sich aktiv fortbewegen zu können, sondern ob sich ein Freiwasserorganismus aktiv gegen die vorherrschende Meeresströmung fortbewegen kann (Tardent, 1993). Organismen mit dieser Befähigung werden zur Lebensgemeinschaft des Nekton (vom griechischen nektós = schwimmend) gezählt, etwa die pelagischen Fischarten. Die Chaetognathen allerdings werden trotz ihres guten Schwimmvermögens, das sie zu beträchtlichen tageszeitlichen Vertikalwanderungen befähigt, durch die globalen Strömungssysteme und die Gezeiten verdriftet.

Körpergliederung

Der Körper der meisten Arten der Chaetognatha ist lang gestreckt und stabförmig mit einem sehr großen Längen- zu Breiten-Verhältnis (Abb. 1a, 2a, 3a), wobei die Tiere einen leicht ovalen bis kreisrunden Körperquerschnitt aufweisen. Deutlich ist die Unterteilung in einen abgesetzten Kopfabschnitt und den langen Körper zu erkennen, wobei letzterer in einen vorderen Rumpfteil und einen hinteren Schwanzabschnitt untergliedert ist (Abb. 1a). Rumpf und Schwanz sind deutlich durch eine epitheliale Trennwand (Transversalseptum, Abb. 5a)

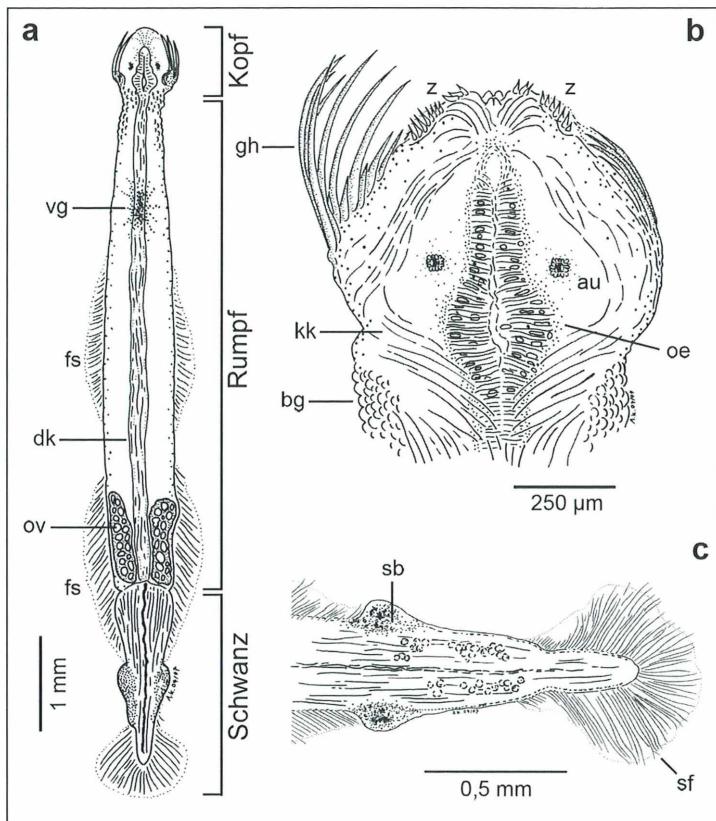


Abb. 1: *Sagitta setosa*, schematische Darstellung, Dorsalansichten. a Habitus und Körperlagerung (Ventralganglion durchscheinend). b Kopf mit Greifhaken. c Schwanzabschnitt mit Samenblasen. au Auge, bg Blasengewebe, dk Darm, fs seitlicher Flossensaum, gh Greifhaken, kk Kopfkappe (zurückgezogen), oe Oesophagus, ov Eilager, sb Samenblase, sf Schwanzflosse, vg Ventralganglion, z Zahnreihe.

voneinander getrennt. Die äußere Kontur der Chaetognathen wird außerdem durch die Flossensaume bestimmt. Bei den verschiedenen Arten findet man jeweils ein (Abb. 2a) oder, wie bei der hier ausführlich dargestellten *Sagitta setosa*, zwei Paar Seitenflossen sowie eine Schwanzflosse (Abb. 1a, 3c–e). Sämtliche Flossen bei den Chaetognathen sind in der Horizontalen ausgerichtet und nicht wie die Schwanz- oder Rückenflosse der Fische in der Medianen. Die Flossensaume stellen Ausfaltungen der Epidermis dar, in die regelrechte Flossenstrahlen aus örtlich verdickter basaler Matrix (proteinhaltige Bindegewebssubstanz) ziehen (Abb. 3c–e). Die Epidermis der Chaetognathen ist in vielen Bereichen des Körpers mehrschichtig, eine Eigenart, die sonst nur bei den Wirbeltieren vorkommt und deshalb schon als ein Indiz für eine nähere Verwandtschaft der Chaetognatha mit den Vertebrata angesehen wurde. Teile der Epidermis, oft im Übergangsbereich von Kopf und Rumpf (Halsbereich) sind durch blasig aufgetriebene Epithel-

zellen gekennzeichnet. Dieses Blasengewebe, das bei einigen Arten den gesamten Rumpf bedecken kann, wird als Schweb- oder Schutzeinrichtung angesehen (Kapp, 2007).

Der Kopf

Der Kopfabschnitt birgt wohl die meisten Besonderheiten der Pfeilwürmer. Am auffälligsten sind die mächtigen Greifhaken, die beidseitig an den Kopfflanken inserieren (Abb. 3b und 4). Von diesen Einrichtungen leitet sich auch der wissenschaftliche Name der gesamten Gruppe – Chaetognatha – ab, was soviel bedeutet wie Borstenkiefer. Die Greifhaken können über starke Muskelzüge im Kopf blitzschnell aufgerichtet und wieder angelegt werden (vgl. Abb. 3b und 4) und so die Beuteorganismen, überwiegend planktische Ruderfußkrebsen (Copepoda), ergreifen und festhalten. Die kutikulären Greifhaken sind immer leicht einwärts gebogen, im Detail sind sie bei den verschiede-

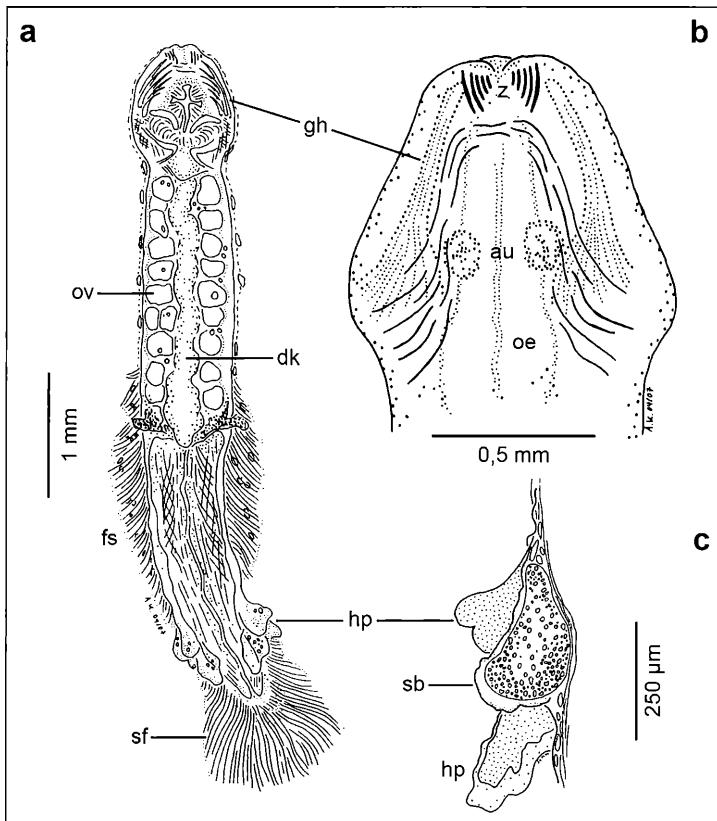


Abb. 2: *Paraspadella gotoi*, schematische Darstellung.
a Habitus und Körperlängsdurchschnitt.
b Kopf mit vorgezogener Kopfkappe.
c Detailansicht der Samenblase und Haftpapille.
 au Auge, dk Darm,
 fs seitlicher Flossensaum,
 gh Greifhaken, hp Haftpapille,
 oe Ösophagus, ov Eilager,
 sb Samenblase, sf Schwanzflosse, z Zahnreihe.
a Ventralansicht;
b und **c** Dorsalansichten.

nen Arten jedoch unterschiedlich gestaltet: Es gibt Haken, die unterschiedlich gesägt, gezahnt oder sogar gefiedert sein können. Keineswegs sind die Greifhaken der Pfeilwürmer solide Bildungen, sondern mit einer von lebendem Gewebe erfüllten Pulpahöhle versehen.

Zusätzlich zu den Haken besitzen Pfeilwürmer noch ein oder zwei Paare von Zahnreihen (Abb. 1b, 2b, 3b, 4). Diese vor der Mundöffnung liegenden Zahnbildungen dienen wahrscheinlich der Penetration des harten Panzers der Beuteorganismen, so dass eindringendes Nervengift diese blitzschnell lähmen kann (Kapp, 2007). Das Toxin wird in Drüsen des Kopfes produziert, welche in gruben- oder papillenförmigen Strukturen (Vestibulargruben und Vestibularorgan) auf der Kopfunterseite ausmünden (Abb. 4). Eine weitere Besonderheit – und so nur bei den Chaetognathen bekannt – ist die Kopfkappe. Dies ist eine häutige Duplicatur der dorsalen Epidermis des Kopfes, die mit einer eigenen Muskulatur versehen ist. Diese ermöglicht es den Tieren, die Kopfkappe

zurückzuziehen und so die gefährlichen Greifhaken freizugeben, oder aber diese nahezu vollständig mit der Kopfkappe einzuhüllen (vgl. Abb. 3b und 4). Die vorgestreckte Kopfkappe verbessert durch ihre glatte Oberfläche erheblich die hydrodynamischen Eigenschaften der Chaetognathen.

Die innere Organisation

Der Verdauungstrakt der Pfeilwürmer ist ein geradliniges, durchgängiges Darmrohr (Abb. 1a und 2a). Es beginnt mit der an der Kopfunterseite gelegenen Mundöffnung und mündet ebenfalls ventral in den unmittelbar vor dem Transversalseptum des Rumpfes gelegenen After aus. Der Ösophagus ist als mit Muskulatur versehener Bulbus ausgebildet (Abb. 1b, 2b, 3b); bei manchen Arten finden sich kleine Divertikel im vorderen Darmabschnitt. Da die Chaetognathen im Rumpf über geräumige Coelomräume (Leibeshöhlen) verfügen, ist der

Darmkanal dorsal und ventral über ein Aufhängeband (Mesenterium) mit der Körperwand verspannt. Diese Mesenterien teilen die Leibeshöhle des Rumpfes in ein rechtes und ein linkes Coelom, der Schwanzabschnitt verfügt eben-

falls über ein medianes Mesenterium und besitzt somit zwei Coelomräume.

Beim mikroskopischen Studium von noch lebenden Chaetognathen fällt nicht zuletzt auch die starke Körpermuskulatur auf, die haupt-

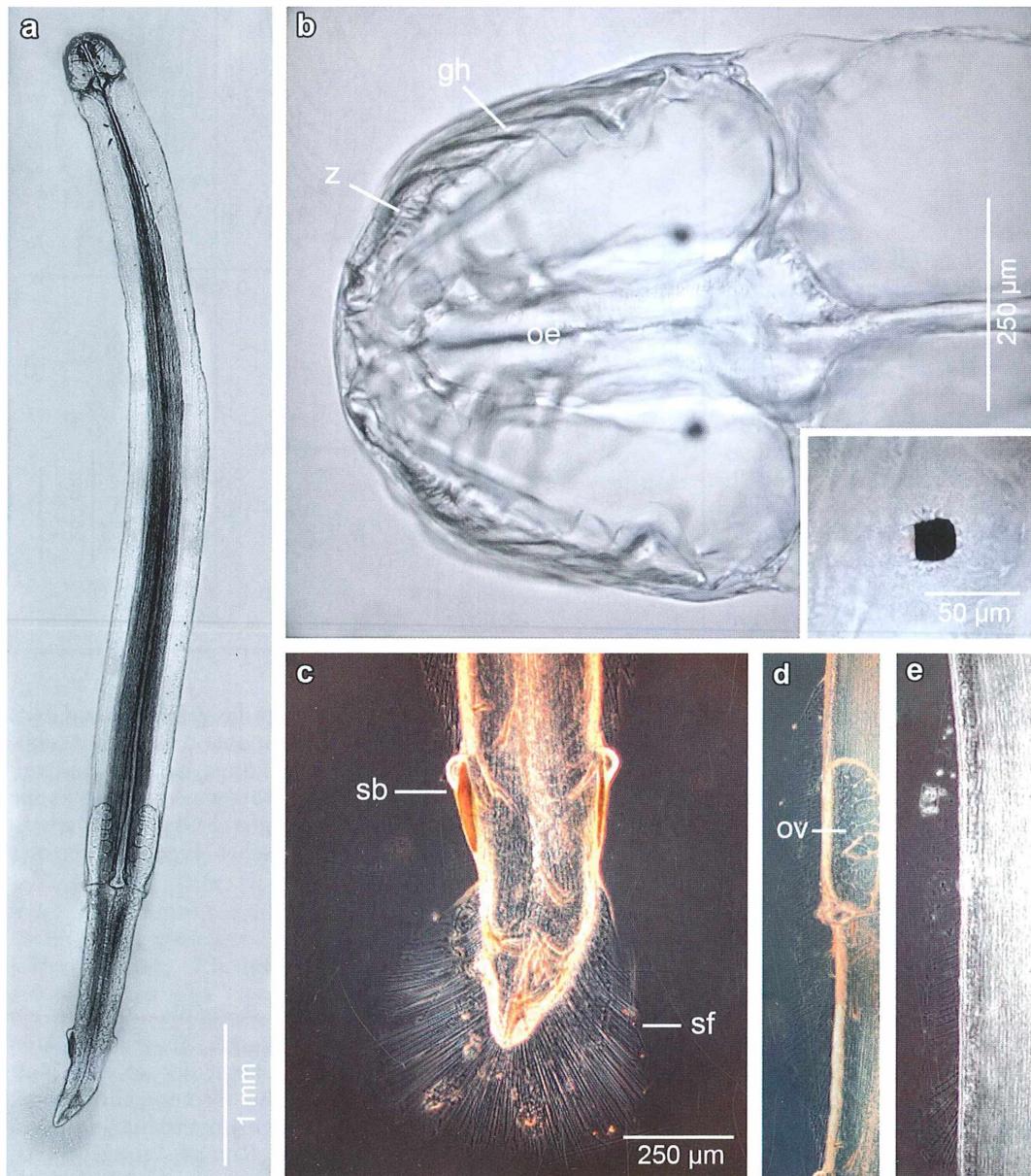


Abb. 3: *Sagitta setosa*, lichtmikroskopische Aufnahmen. a Habitus. b Kopf, Ventralansicht. Einsatz: Detailaufnahme des Auges. c Hinterende mit Schwanzflosse und Samenblasen. d Ausschnitt des Rumpfes mit Eilager und hinterer Seitenflosse. e Ausschnitt des Rumpfes mit vorderer Seitenflosse. gh Greifhaken, oe Ösophagus, ov Eilager, sb Samenblase, sf Schwanzflosse, z Zahnreihe
a, b Hellfeld; c–e Phasenkontrast.

sächlich aus vier Paketen von Längsmuskeln besteht und die planktischen Räuber zu ihren blitzschnellen, durch Schlägelbewegungen bewirkten Vorstößen befähigt. Das Nervensystem lässt sich am frischen Totalpräparat indes nur schwer darstellen, einzig eine weitere Besonderheit der Pfeilwürmer kann man hierbei gut studieren: Es handelt sich um einen ventralen, unpaarigen Nervenknoten, das Ventralganglion, von dem mehrere Paare von Nerven in die Körperperipherie ziehen (Abb. 1a).

Als Sinnesorgane besitzen Chaetognathen ciliäre Bewegungsrezeptoren, mit denen sie, ähnlich dem Seitenlinienorgan der Knochenfische, feinste Schwingungen im Wasser wahrnehmen können. Auf der Kopfoberseite gibt es eine ringförmige Anordnung aus zahlreichen Sinneshärtchen, die Corona ciliata, die wohl eine besonders sensible Wahrnehmung von Vibrationen der Beuteorganismen ermöglicht. Bei Arten der Gattung *Spadella* ist die Corona ciliata außerdem sekretorisch und spielt vermutlich eine Rolle bei der Fortpflanzungsbiologie (Kapp, 2007). Neben den Mechanorezeptoren besitzen sehr viele Chaetognathen-Arten ein Paar Augen, die jeweils aus einer großen Pigmentzelle und bis zu mehreren hundert Sinneszellen bestehen (Abb. 3b, Einsatz).

Zwitterige Daseinsweise

Chaetognathen sind zwitterige Organismen, wobei stets die männlichen Gonaden zuerst reifen. Die paarigen Ovarien befinden sich im hinteren Rumpfabschnitt (Abb. 1a, 3a, d), können bei

manchen Arten aber nahezu den gesamten Rumpf ausfüllen (Abb. 2a). Dem Darm zugewandt kann man die Geschlechtszellen sowie reife Eier erkennen, nach lateral – der Körperwand angelagert – befinden sich die Eileiter, die vor der Eiablage noch als Samenspeicher für die vom Fortpflanzungspartner aufgenommenen Spermien dienen. Jeder Eileiter mündet dorsolateral unmittelbar vor dem Transversalseptum (Abb. 5a). Die paarigen Hoden befinden sich im Schwanzabschnitt (Abb. 3c). unreife Spermien werden als Ballen in die Coelomräume des Schwanzes abgegeben und flottieren hier eine Zeit lang umher, während sie zu den fadenförmigen Spermatozoen heranreifen (Abb. 5b). Diese gelangen über Samengänge in die paarigen, außen am Schwanz befindlichen Samenblasen, wo sie zunächst gespeichert werden (Abb. 1c, 2c, 3c, 5b). Die Samenblasen können aufreißen und so die Spermien in die weibliche Geschlechtsöffnung des Fortpflanzungspartners abgeben. Außerdem sind sie zum Unterscheiden von verschiedenen Arten teilweise von diagnostischem Wert.

Chaetognathen als wichtiges Element im ozeanischen Nahrungsnetz

Chaetognathen können bis zu 10% der gesamten Biomasse im marinen Plankton ausmachen (Larink und Westheide, 2006) und stehen damit nach ihrer bevorzugten Beute, den Copepoden, oft an zweiter Stelle. Wahrscheinlich stellen die Chaetognathen, zumindest in manchen Meeresregionen, auch die wichtigsten Regulatoren für

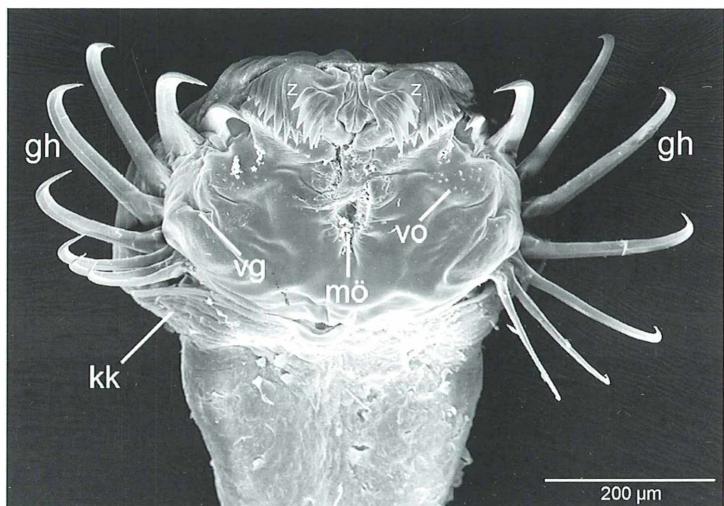


Abb. 4: *Sagitta setosa*, raster-elektronenmikroskopische Aufnahme (REM) des Kopfes von ventro-frontal. gh Greifhaken, kk Kopfkappe (zurückgezogen), mö Mund, vg Vestibulargrube, vo Vestibularorgan, z Zahnreihen (vordere und hintere) (Foto: Birgen H. Rothe, Bielefeld).

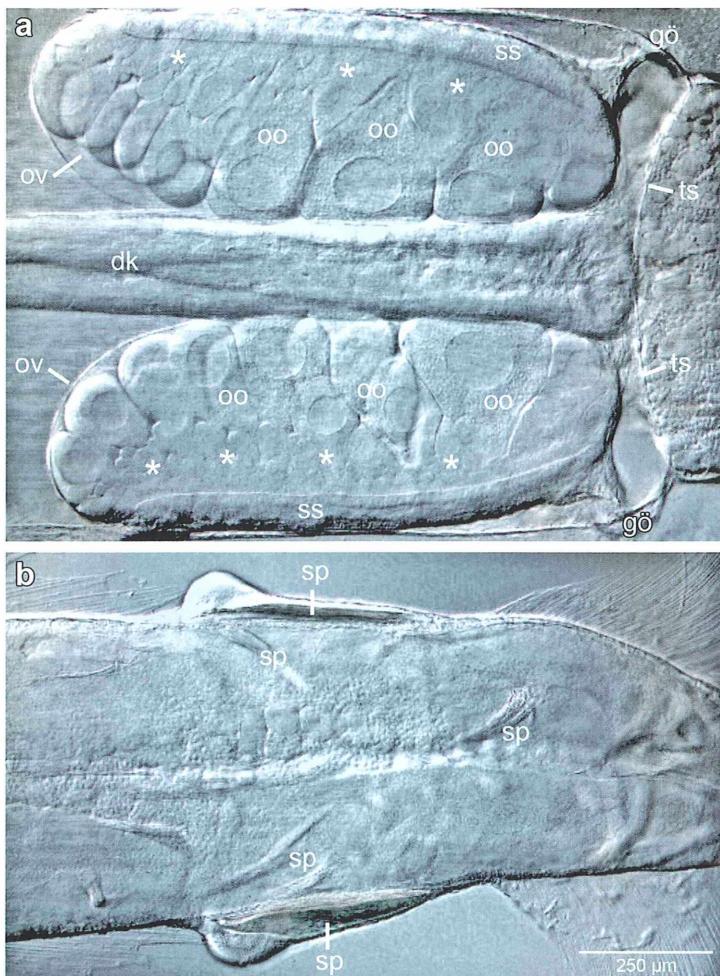


Abb. 5: Reproduktionstrakt von *Sagitta setosa*; differenzierter Interferenzkontrast.
a Eilager und Samenspeicher im hinteren Rumpfbereich.
b Samenblasen und sich entwickelnde Spermien im Schwanzcoelom. dk Darm, go weibliche Geschlechtsöffnungen, oo reife Eizellen, ov Eilager, sb Samenblasen, sp unreife Spermien, ss Samenspeicher (später Eileiter), ts Transversalseptum, * unreife Eizellen.

die pelagischen Copepodenpopulationen dar (Grahame, 1987), die wiederum einen entscheidenden Einfluss auf das gesamte Phytoplankton (einzelzellige Algen) ausüben. Nicht zuletzt sind die Pfeilwürmer auch von fischereiwirtschaftlichem Interesse, da sie vielen kleineren pelagischen Fischarten, aber auch den Jungfischen größerer Arten, als Nahrungsressource dienen. Auf dem Speiseplan des Herings etwa stehen über fünf Prozent Chaetognathen (Grahame, 1987)!

Benthische Arten

Neben den pelagischen Arten der Hochsee und Schelfmeere gibt es natürlich auch spezialisierte Chaetognathen-Arten, die ausschließlich in der Tiefsee zu finden sind. Weit erstaunlicher

scheint aber, dass es ebenfalls rein benthische, das heißt am Meeresboden lebende Chaetognathen gibt. Vorrangig zu nennen sind hier die Gattungen *Spadella* und *Paraspadella*, der auch die im Schema gezeigte *Paraspadella gotoi* aus dem Pazifik angehört (Abb. 2a–c). Diese benthischen Chaetognathen leben vorrangig auf Felsgrund oder auf den Vegetationskörpern der Meeresalgen sowie den Blättern der Seegräser, von wo aus sie ihrer Beute nachstehen. Als Anpassungen an diesen Lebensraum sind deutlich zu erkennen die kompakte, gedrungene Gestalt sowie spezialisierte Haftpapillen, mit deren Sekreten sich die Tiere an den Untergrund anheften können (Abb. 2c).

Erst in jüngerer Zeit wurde sogar eine neue Chaetognathen-Art aus dem marinen Sandlücken-System (der mit Porenwasser erfüllte Raum zwis-

schen Sandkörnern und Schalenfragmenten) beschrieben. Diese *Spadella interstitialis* hat eine maximale Körperlänge von 1,8 mm und lebt im Sandlückensystem kalkhaltiger Sande des Mittelmeeres (Kapp und Giere, 2005).

Der Zoologe Ernst Haeckel und die Pfeilwürmer

Im deutschsprachigen Raum fanden die ersten umfassenden Untersuchungen des Meeresplanktons unter für heutige Verhältnisse bescheidenen Umständen auf der Nordseeinsel Helgoland statt. Um 1855 zog es den bedeutenden Anatom und Physiologen Johannes Müller (1801–1858) nach Helgoland. Er beabsichtigte, dort die Entwicklung der Larven von Seeigeln und Seesternen zu studieren. Begleitet wurde er von seinem Sohn und einer kleinen Gruppe seiner Berliner Studenten, zu denen auch der noch junge Ernst Haeckel gehörte, der sich zu einem der wichtigsten Zoologen der zweiten Hälfte des 19. Jahrhunderts entwickeln sollte. Ernst Haeckel, der ursprünglich beabsichtigt hatte, Botaniker oder Mediziner zu werden, verbrachte mit Johannes Müller im August 1854 erlebnisreiche Tage auf der Nordseeinsel, die ihn seine Bestimmung als Zoologe finden ließen. Viele Jahre später formulierte er rückblickend in einem Brief: *Niemals werde ich das Erstaunen vergessen, mit dem ich zum ersten Male das Gewimmel der pelagischen Glastiere bewunderte, die Müller durch Umstülpen seines feinen Netzes in ein Glasgefäß mit Seewasser entleerte: dieses bunte Durcheinander von zierlichen Medusen und schillernden Ctenophoren, von pfeilschnellen Sagitten und schlängenähnlichen Tomopteris, diese Massen von Copepoden und Schizopoden, von pelagischen Würmern und Echinodermenlarven* (zitiert nach Hemleben, 1964).

Der aufmerksame Leser wird vielleicht entdeckt haben, dass Haeckel mit „pfeilschnellen Sagitten“ nichts anderes meint als ebene jene Organismen, die wir heute als Chaetognathen oder Pfeilwürmer bezeichnen.

Die Pfeilwürmer und das phylogenetische System

Ernst Haeckel war einer der frühesten Vertreter von Charles Darwins revolutionärer Evolutions-

theorie im deutschsprachigen Raum. Haeckels Verwendung von Darwins Theorie der Veränderung biologischer Arten über Generationen hinweg und der natürlichen Selektion von bestimmten Varietäten einer Art schlugen sich auch in Arbeiten Haeckels nieder, so etwa in der *Allgemeinen Entwicklungsgeschichte der Organismen* (Haeckel, 1866). Sehr viel später erst kam die Kenntnis der biologischen Evolution auch in der ursprünglichsten Disziplin der Biologie, der Systematik und Taxonomie, zur strengen Anwendung als der Entomologe Willi Hennig das Konzept für die phylogenetische Systematik entwickelte.

Die phylogenetische Systematik versucht das System der Organismen aufzudecken, wie es sich aus ihrer historischen Evolution ergeben hat. Sie versucht also Gruppen von Arten zu identifizieren, die miteinander verwandt sind und nur von einer gemeinsamen Stammart abstammen (Ax, 1984). Wenn man die Morphologie, also den Phänotyp der Organismen betrachtet, sucht der phylogenetische Systematiker gezielt nach gemeinsamen Übereinstimmungen (Synapomorphien), die nur die verwandten Arten besitzen und die einmalig während der Evolution ihrer gemeinsamen Stammart entstanden sind. Heute steht neben der Auswertung von morphologischen Strukturen auch die Analyse der unterschiedlichsten Gene der Organismen zur Verfügung. Die sich rasant entwickelnden molekulärbiologischen Methoden und immer leistungsstärkere Computer lassen heute die Auswertung von gewaltigen Datenmengen zu, von der man sich ein immer genauereres Bild der Verwandtschaft der Arten erhofft.

Ironischerweise kann man gerade die Chaetognathen, die einst Ernst Haeckel als einer der Wegbereiter der phylogenetischen Systematik so tief beeindruckt und inspiriert haben, bis heute nicht mit Sicherheit in das phylogenetische System einordnen. So wurde eine nahe Verwandtschaft der Chaetognatha mit den Protostomier-Gruppen Nematoda (Fadenwürmer) und Annelida (Ringelwürmer) diskutiert (Kapp, 2007). Ebenso war eine Stellung innerhalb der Deuterostomier, zu denen die Wirbeltiere gehören, denkbar. Nach den bisherigen Auswertungen von DNA-Sequenzen verschiedener Gene werden die Chaetognatha wohl doch in die Protostomia (Urmünder) gestellt, wobei die Frage nach ihrer Schwestergruppe nach wie vor unbeantwortet bleibt (Schmidt-

Rhaesa, 2005; Lecointre und Le Guyader, 2006). Von der Schwierigkeit, die Chaetognathen systematisch einzuordnen, wusste bereits van Oye (1930) in seiner schönen Übersicht über diese Tiergruppe in einer frühen Ausgabe des MIKROKOSMOS zu berichten.

Sammeln und Beobachten

Obwohl viele Chaetognathen-Arten reine Hochseeformen darstellen, kommen in der südlichen Nordsee regelmäßig die beiden Arten *Sagitta setosa* und *S. elegans* auch im küstennahen Plankton vor. Wie bereits oben erwähnt, ist der apparative Aufwand einer Probennahme vergleichsweise gering. Es bedarf ausschließlich eines kleinen Planktonnetzes (etwa 30 cm Durchmesser) mit Netzbecher an einer ausreichend langen Leine und eines genügend exponierten Standortes. Vorteilhaft sind Molenanlagen oder Piers, von wo aus man das Netz in den Gezeitenstrom auswerfen kann. Da die Tiere flinke Schwimmer sind und aus dem Netzbeutel fliehen können, sollten nicht zu wenige Auswürfe erfolgen, um eine reiche Ausbeute an Chaetognathen zu gewinnen. Schon im Probengefäß verraten sich die im lebenden Zustand glasklaren Pfeilwürmer durch ihre zuckenden Schwimmbewegungen. Die Proben sollten allerdings rasch weiterverarbeitet werden und können in Petrischalen ausgegossen unter einem Stereomikroskop auf Organismen durchsucht werden. Mit etwas Glück zeigen vielleicht auch einige Pfeilwürmer das Ergreifen von Copepoden, die sich meist ebenfalls zu Hunderten in der Probe befinden.

Mit etwas Übung erfolgt die Entnahme einzelner Tiere am besten mittels Einwegpipetten aus Polyethylen, deren Öffnung man gegebenenfalls mit einem Schnitt etwas erweitern kann. Möglich ist auch das Betäuben der Tiere mit 7%iger Magnesiumchlorid-Lösung, was auch das mikroskopische Studium von Chaetognathen erleichtert. Für dieses bedarf es aufgrund ihrer bis einige Zentimeter großen Körperlänge spezieller langformatiger Deckgläser (20 × 60 mm), die zudem noch mit Abstandhaltern aus Knetmasse oder Deckglassplittern versehen werden sollten. Für bestimmte Details ist es auch von Vorteil, einige Tiere leicht anzupressen, indem man Abstandhalter fortlässt und vorsichtig Wasser entfernt. Eine sichere Bestimmung erfolgt anhand der Publikation von Pier-

rot-Bults und Chidgey (1988), die nahezu alle nordostatlantischen Chaetognathen-Arten aufschlüsselt und mit kurzen Texten und zahlreichen Zeichnungen darstellt.

Danksagung

An dieser Stelle sei besonders Frau Helga Kapp gedankt, die im Sommer 2004 an der Wattenmeerstation in List auf Sylt einen taxonomischen Kurs des DZMB (Deutsches Zentrum für marine Biodiversitätsforschung) geleitet hat, in dem unter anderem ein faszinierender Einblick in die Biologie der Chaetognatha gewährt wurde und währenddessen die hier gezeigten Zeichnungen entstanden. Viel Dank gebührt auch Birgen Holger Rothe für die Bereitstellung der rasterelektronenmikroskopischen Aufnahme.

Literaturhinweise

- Ax, P.: Das Phylogenetische System. Systematisierung der lebenden Natur aufgrund ihrer Phylogenie. Gustav Fischer, Stuttgart 1984.
- Grahame, J.: Plankton and Fisheries. Edward Arnold, London 1987.
- Haeckel, E.: Allgemeine Entwicklungsgeschichte der Organismen. Georg Reimer, Berlin 1866.
- Hemleben, J.: Haeckel. Rororo Bildmonographien 99. Rowohlt Verlag, Reinbek bei Hamburg 1964.
- Kapp, H.: Chaetognatha, Pfeilwürmer. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie, Teil 1: Einzeller und Wirbellose Tiere, 2. Auflage. Elsevier, Spektrum Akademischer Verlag, München 2007.
- Kapp, H., Giere, O.: *Spadella interstitialis* sp. nov., a meiobenthic chaetognath from Mediterranean calcareous sands. Meiofauna Marina 14, 109–114 (2005).
- Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton. Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.
- Lecointre, G., Le Guyader, H.: Biosystematik. Springer, Berlin 2006.
- van Oye, P.: Über Pfeilwürmer. Mikrokosmos 23, 190–193 (1929/30).
- Pierrot-Bults, A. C., Chidgey, K.C.: Chaetognatha. In: Kermack, D. M., Barnes, R. S. K. (eds.): Synopses of the British fauna (New Series), No. 39. Backhuys, Leiden 1988.
- Schmidt-Rhaesa, A.: Neue Befunde und alte Probleme bei den Pfeilwürmern. Naturwissenschaftliche Rundschau 58, 273–274 (2005).
- Tardent, P.: Meeresbiologie. Eine Einführung. Georg Thieme, Stuttgart 1993.

Verfasser: Alexander Kieneke und Ole Riemann, AG Systematik und Evolutionsbiologie, Fakultät V, Institut für Biologie und Umweltwissenschaften, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, 26111 Oldenburg, akieneke@senckenberg.de

Kondensor und Objektiv: Ein unschlagbares Team, wenn man sie lässt – Teil 2: Praktische Beispiele

Gerhard Kauer

Die theoretischen Grundlagen zum Auflösungsvermögen eines Mikroskops, die Abhängigkeiten von der Kondensor- und Objektivapertur und einer Immersion mit Öl wurden im ersten Teil dieses Artikels erläutert (Kauer, 2009). Nun sollen die theoretischen Betrachtungen an praktischen Beispielen veranschaulicht werden.

Als Versuchsobjekt dienen Diatomeenschalen, deren submikroskopische Feinstruktur sich besonders gut für Experimente zum Auflösungsvermögen optischer Systeme verwenden lassen. Die in Abbildung 1 dargestellten Feinstrukturen von *Melosira arenaria* und *Cymbella ehrenbergi* liegen gerade an der Auflösungsgrenze des eingesetzten optischen Systems. Dies ermöglicht es, den Einfluss der Immersion und die korrekte Handhabung der zur Verfügung stehenden Optik optimal darzustellen. Wie sich das Zusammenspiel von Hochleistungsobjektiv und Kondensor bei unterschiedlichen Medien zwischen Frontlinsen und Präparat auf die Qualität des beobachtbaren Bildes auswirkt, ist nun Gegenstand der folgenden Untersuchungen.

Der legendäre Zeiss Planapoachromat 63× im Einsatz

Hierzu wird der legendäre Zeiss Planapoachromat 63× mit seiner numerischen Apertur von 1,4 eingesetzt. Es handelt sich dabei um ein Hochleistungsobjektiv, dessen enorme Qualität sich nur über eine geeignete Ölimmersion seiner Frontlinse entfalten kann. Die Farbkorrektur dieses Objektivs ist ausgezeichnet und der Kontrast des von ihm vermittelten Bildes bei gleichzeitig höchster Auflösung hervorragend. Mit diesem Meisterwerk moderner Optik ist man sehr nahe am physikalisch überhaupt Machbaren angelangt. Entsprechend sensibel ist dieses Objektiv in seiner praktischen Verwendung. Das Sehfeld wird über den passenden

achromatisch aplanatisch korrigierten Kondensor ausgeleuchtet, dessen Frontlinse ebenfalls die numerische Apertur von 1,4 aufweisen muss.

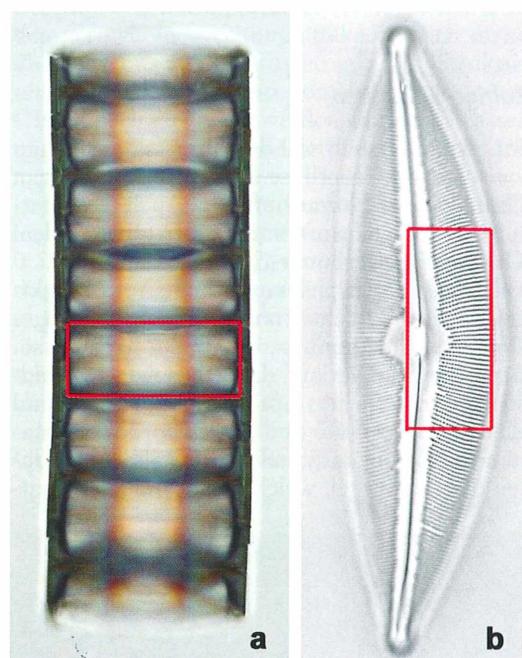


Abb. 1: Diatomeen als Untersuchungsobjekte für unterschiedliche Beleuchtungssituationen im Bereich des Kondensors. **a** *Melosira arenaria*, **b** *Cymbella ehrenbergi*. Rote Rechtecke markieren die Detailausschnitte, deren Feinstrukturen im weiteren Verlauf bei unterschiedlicher Apertur der jeweiligen Lichtbündel verglichen werden.

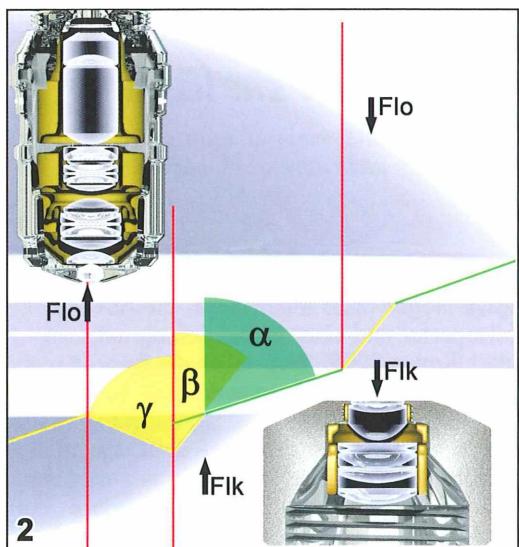


Abb. 2: Zusammenspiel von Kondensor, Objektträger und Objektiv mit Luft als jeweiligem Immersionsmedium. Flk Frontlinse des Kondensors, Flo Frontlinse des Objektivs.

Luflige Einsichten

Im ersten Versuch soll das Immersionsmedium zwischen der Frontlinse des Objektivs und dem Deckglas einfach nur Luft sein. Auch die Frontlinse des Kondensors ist nur über Luft mit dem Objektträger verbunden.

Das Zusammenspiel von Kondensor, Objektträger und Objektiv mit Luft als jeweiliges Immersionsmedium ist in Abbildung 2 zu sehen. Um den Verlauf der gebrochenen Randstrahlen des Lichtes optimal darzustellen, sind die Frontlinsen (Flo und Flk) in unproportionalem Verhältnis dargestellt. Die Randlichtstrahlen der Lichtkegel, welche die Kondensorfront-

linse (Flk) unter dem Winkel β verlassen, werden durch das optisch weniger dichte Medium Luft vom Lot der optischen Achsen weggebrochen. Die Photonen fliegen unter dem Winkel α weiter. Sie können allerdings gerade noch in die Frontlinse des Objektivs (Flo) gelangen. Randlichtstrahlen etwas höherer Apertur gelangen dann nicht mehr über das Objekt in die Frontlinse des Objektivs. Randlichtstrahlen, die mit noch höherer Apertur auf dem Objekt eintreffen könnten, werden allerdings durch die Grenzschicht Glas/Luft bedingt in das Glas zurückgebrochen. Ihr Abstrahlwinkel γ im Kondensor war zu flach. Diese Photonen fehlen somit gänzlich als Informationsträger im Präparat.

Wie wir in den vorangehenden Betrachtungen gesehen haben, beträgt die Numerische Apertur eines optischen Systems mit Glas/Luft-Grenzschichten höchstens circa 0,95. Die Auflösung, also die Fähigkeit zwei Punkte gerade noch als getrennte Punkte wahrzunehmen, ist definiert durch $A = \lambda/(2 N)$. Nehmen wir an, wir mikroskopieren bei einfarbigem Licht der Wellenlänge $\lambda = 0,55 \mu\text{m}$ (550 nm = grünes Licht), so können wir also mit Luft bestenfalls gerade noch Strukturen auflösen, die $0,55 \mu\text{m}/(2 \times 0,95) = 0,30 \mu\text{m}$ voneinander getrennt sind. Die Mikrostrukturen der Diatomeenschalen sind aber deutlich kleiner (ca. 0,2 μm). Also wen wundert's: Man sieht die Feinheiten nicht besonders gut, wenn man das Hochleistungs-Sensibelchen, den Planapo chromaten 63x N.A. 1,4, mit Luft statt Immersionsmedium betreibt.

In Abbildung 3 sieht man das Ergebnis des Zusammenspiels von Kondensor, Objektträger und Objektiv mit Luft. Die Feinstrukturen der beiden Testobjekte werden nicht sehr gut aufgelöst. Das gleiche Ergebnis würde man mit niederalperturigen Trockenkondensoren in Verbindung mit schwächeren Trockenobjektiven erhalten, wenn man die Gesamtvergrößerung

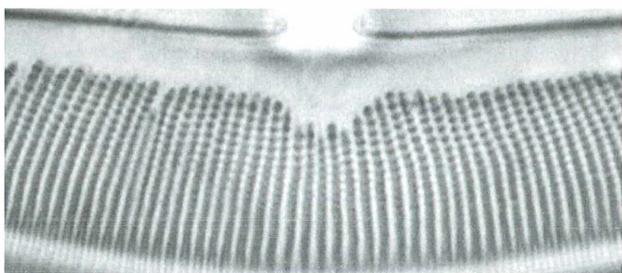
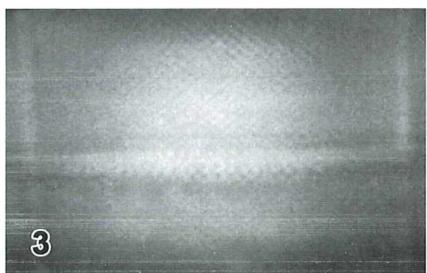


Abb. 3: Ergebnis der in Abbildung 2 illustrierten Situation: Feinstrukturen beider Testobjekte sind nicht sehr gut aufgelöst. Links *M. arenaria*, rechts *C. ehrenbergi*.

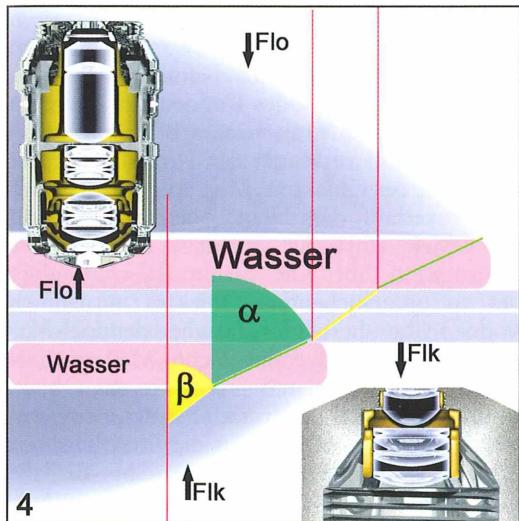


Abb. 4: Wasser sowohl zwischen Frontlinse des Kondensors und dem Objektträger als auch zwischen Objektträger (Deckglas) und Objektiv.

über starke Okulare auf den gleichen Maßstab hochziehen würde. Die Vergrößerung ist also leer. Ein weiterer Fehler, der das Bild sehr verschlechtert, ist, dass insbesondere der Strahlenverlauf des Hochleistungsobjektivs für Immersionen gerechnet ist, also für optisch dichtere Medien als Luft zwischen Deckglas und Frontlinse.

Wässrige Aussichten

Im nächsten Versuch wird der Brechungsindex des eingesetzten Immersionsmediums zwischen der Frontlinse des Objektivs und dem Deckglas Wasser sein. Auch die Frontlinse des Konden-

sors wird durch Wasser mit dem Objektträger verbunden.

Ein solches optisches System stellt eine maximal mögliche Numerische Apertur von circa 1,2 zur Verfügung. Dementsprechend können viel mehr potenzielle photonische Informationsträger auf das Objekt von Interesse zuzagen und dessen Oberflächenbeschaffenheit abtasten.

Durch das höher brechende Wasser ist der Unterschied an der Übergangsstelle Glas/Wasser für die Photonen nicht so drastisch spürbar. Man erkennt deutlich mehr Feinstrukturen mit unserem Immersionsobjektiv als dies mit Luft als Zwischenmedium der Fall war. Dies ist die unmittelbare Folge des um das Quadrat der Numerischen Apertur erhöhten Lichtstroms.

Das Zusammenspiel von Kondensor, Objektträger und Objektiv ist in Abbildung 4 zu sehen. Wasser mit dem Brechungsindex 1,33302 befindet sich sowohl zwischen der Frontlinse des Kondensors und dem Objektträger als auch zwischen Objektträger (Deckglas) und Objektiv. Man erkennt im Strahlenverlauf, wie durch den geringeren Brechungseffekt deutlich mehr Photonen als Informationsträger auf Strukturen treffen können und vom hochaperturigen Objektiv eingefangen werden können. Wasser unterscheidet sich in seinem Brechungsindex nicht so sehr von Glas wie Glas von Luft.

Die Auflösung ist bei ansonsten gleicher Wellenlänge $\lambda = 550 \text{ nm}$ mit $A_w = \lambda/2 N$ auf $A_w = 0,55 \mu\text{m}/2 \times 1,22 = 0,23 \mu\text{m}$ deutlich besser als die Auflösung in Luft mit $0,30 \mu\text{m}$. Die zu beobachtenden Feinstrukturen, die eine Auflösung um die $0,2 \mu\text{m}$ fordern, sind jedenfalls schon erahnbare.

In Abbildung 5 zeigt sich das Ergebnis einer solchen Wasserimmersion. Das Medium zwischen Frontlinse des Objektivs und Frontlin-

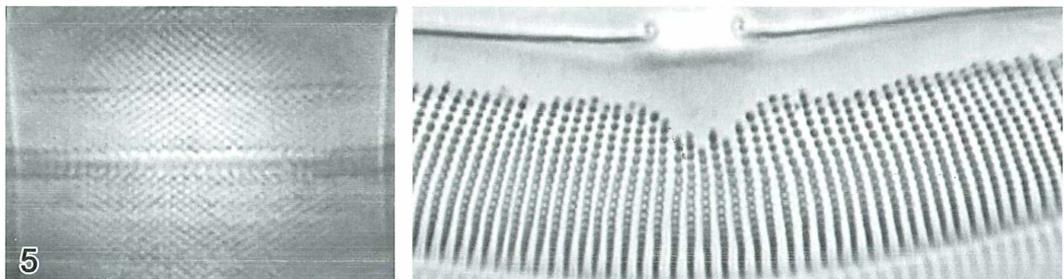


Abb. 5: Ergebnis der in Abbildung 4 illustrierten Situation: Feinstrukturen sind schon besser erkennbar. Für *C. ehrenbergi* könnte man sich den Schritt zur Ölimmersion vielleicht schon sparen. Links *M. arenaria*, rechts *C. ehrenbergi*.

des Kondensors ist jeweils destilliertes Wasser. Die Feinstrukturen sind schon besser erkennbar, was der Auflösungssituation für die Numerische Apertur 1,2 entspricht. Zwar reicht das Auflösungsvermögen der Wasserimmersion noch nicht aus, um die feinsten Schalenstrukturen von *Melosira arenaria* aufzulösen, jedoch ist der Gesamteindruck schon wesentlich besser geworden.

Die Feinstrukturen bei *Cymbella ehrenbergi* sind immerhin schon recht gut zu sehen. Für *C. ehrenbergi* könnte man sich den Schritt zur reinen Ölimmersion vielleicht schon sparen.

Kondensor mit Wasser immersiert, Objektiv nicht immersiert: Was nun?

Der Lichtstrom auf das zu untersuchende Objekt hin wäre genauso groß wie gerade beschrieben, jedoch würde das Objektiv diesen nicht mehr aufnehmen können. Die Lichtbrechung am Deckglas von der optischen Achse weg würde diese Lichtstrahlen an der Frontlinse des Objektivs vorbei führen. Die Information über die Feinstruktur geht verloren. Das Auflösungsvermögen des optischen Systems insgesamt sinkt auf $0,30 \mu\text{m}$ zurück. Man sieht genauso wenig von den Feinstrukturen unserer Diatomeenschalen wie bei der Luft/Luft-Immersion im ersten Experiment.

Die Randstrahlen der Lichtkugelschale sind in Abbildung 6 eingezeichnet. Wasser mit dem Brechungsindex 1,33302 befindet sich zwischen der Frontlinse des Kondensors und dem Objektträger. Luft mit seinem Brechungsindex von 1,000293 verbindet das Deckglas mit der Frontlinse des Objektivs. Man erkennt im Randstrahlenverlauf, dass Licht höherer Apertur auf das Objekt einstrahlt und diese Photonen die Information über die Strukturbeschaffenheit des zu untersuchenden Objektes mitnehmen können, aber diese Informationen dennoch verloren gehen. Das weniger dichte Medium Luft zwischen Deckglas und Frontlinse des Objektivs bricht diese Informationsträger so weit weg, dass sie nicht mehr in die Frontlinse des Objektivs gelangen. Somit werden nur die Randlichtstrahlen über das Objektiv zur Auswertung kommen, die auch mit der geringeren Apertur einer Luft/Luft-Immersion zur Verfügung stünden.

Wird in den Bereich zwischen Deckglas und Objektivfrontlinse ein Immersionsmedium mit höherem Brechungsindex als dem von Luft ($n_{\text{Luft}} = 1,0$) gegeben, so werden die Photonen nicht mehr so stark von der optischen Achse weg abgelenkt. Bei Wasser als Immersionsmedium, das einen Brechungsindex von ($n_{\text{Wasser}} = 1,33302$) aufweist, gelangen Photonen mit einer scheinbaren Ablenkung bereits $64,5^\circ$ relativ zur optischen Achse in den Raum zwischen

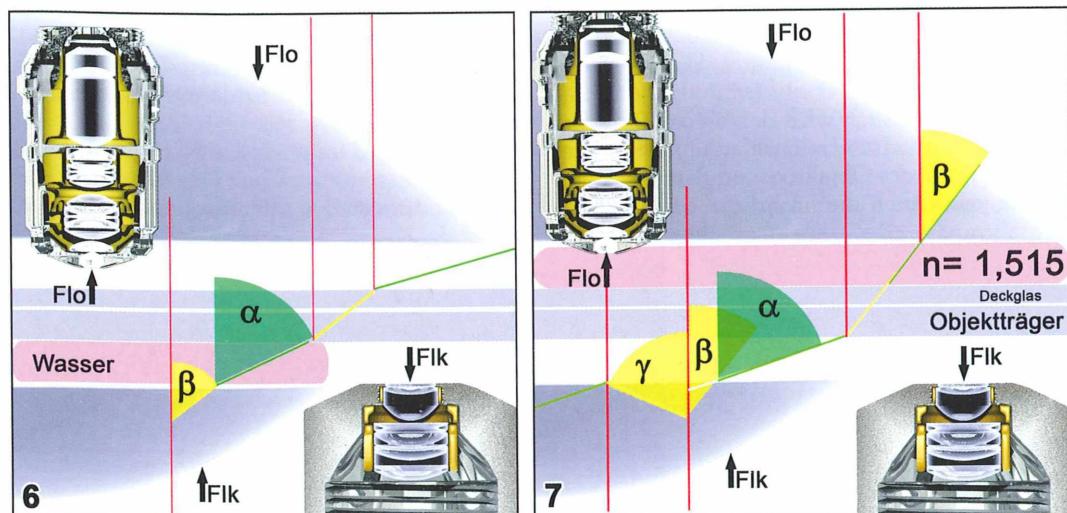


Abb. 6: Wasser zwischen Frontlinse des Kondensors und Objektträger, Luft zwischen Deckglas und Frontlinse des Objektivs. – Abb. 7: Luft zwischen Kondensor und Objektträger, zwischen Deckglas und Objektivfrontlinse hingegen hochbrechendes Öl mit Brechungsindex 1,515.

Deckglas und Objektivfrontlinse. Somit ergibt sich in Wasser eine maximale Numerische Apertur von immerhin $N_{\text{Wasser}} = 1,33 \times \sin(64,5^\circ) = 1,20$.

Fazit: Bei Wasserimmersion steigt das Auflösungsvermögen des betrachteten optischen Systems auf $0,23 \mu\text{m}$.

Ölige Tatsachen?

Schließlich folgt, was kommen muss: Die Ölimmersion. Dennoch möchte ich diesen Versuch gerne noch zweiteilen. Zunächst wird der Planapochromat 63x (N.A. 1,4) brav mit Immersionsöl versorgt, aber der achromatisch aplanatische Kondensor stiefmütterlich vergessen und nur mit Luft „immergiert“. Das Ergebnis soll die Situation in der anfangs im ersten Teil dieses Artikels geschilderten Laborszene wider spiegeln. Erst zum Schluss wird auch die Frontlinse des Kondensors mit Öl immergiert.

Das eingesetzte Immersionsöl hat einen Bre chungsindex, der dem des Glases sehr ähnlich ist. Meist kommen Medien mit $nD = 1,515$ zum Einsatz, die deutlich zähflüssiger als Wasser sind. Natürlich steigt damit die Auflösung des Ölimmersionsobjektivs auf seinen optimalen Wert an. Für den Planapochromaten 63x mit seiner Numerischen Apertur von 1,4 lässt sich bei einer Wellenlänge von $\lambda = 550 \text{ nm}$ eine Auflösung von $A_{\text{Öl}} = 0,55 \mu\text{m} / (2 \times 1.40) = 0,12 \mu\text{m}$ erzielen. Damit sollte es problemlos möglich sein, die zu beobachtenden $0,2 \mu\text{m}$ -Feinstrukturen an den Diatomeenschalen zu erkennen.

Trägt man also Immersionsöl mit dem gleichen Brechungsindex wie Glas auf, so erreichen Photonen mit einer Flugneigung von maximalen $67,3^\circ$ die Frontlinse des Objektivs. Damit ist

die unter praktischen Gesichtspunkten maximal machbare Apertur von $N_{\text{Öl}} = 1,515 \times \sin(67,3^\circ) = 1,4$ erreicht.

Beleuchtungssituation an der Kondensorfrontlinse

Luft als Zwischenmedium

Die Frontlinse soll zunächst nur über Luft als Zwischenmedium optisch über den Objektträger mit den zu erkennenden Feinstrukturen verbunden sein. Natürlich sinkt dementsprechend, wie bereits beschrieben, die Apertur des eingestrahlten Lichtkegels auf den Wert von $N_{\text{Luft}} \approx 0,9$ ab. Wie oben geschildert, kommen damit weniger Photonen als potenzielle Informationsträger an die betreffenden Strukturen des Präparates heran, weil die Lichtstrahlen aus den höheraperturigen Strahlenkegeln innerhalb des Kondensors weg gebrochen werden. In Abbildung 7 ist zur Verdeutlichung dieses Experiments der Grenzstrahlenverlauf eingezeichnet, wenn sich zwischen dem Kondensor und dem Objektträger Luft, zwischen dem Deckglas und der Objektivfrontlinse hingegen hochbrechendes, optisches Öl mit dem Brechungsindex von Glas (1,515) befindet.

Wie aus der Lichtbrechung ersichtlich, gelangen nur die Randstrahlen von Lichtkegeln aus dem Kondensor in das Objektiv, welche mit einem Winkel $\beta \approx 38,83^\circ$ abgestrahlt wurden. Diese werden beim Übergang in das optisch weniger dichte Medium Luft abgelenkt und treffen ab der Kondensorfrontlinse unter einem Winkel $\alpha = 72^\circ$ an der Oberfläche des Objektträgers auf. Verfolgt man den Verlauf der Photonen über das Objekt und Deckglas weiter, so stellt man fest, dass sie beim Übergang von der Deckglasoberfläche in das nun fol-

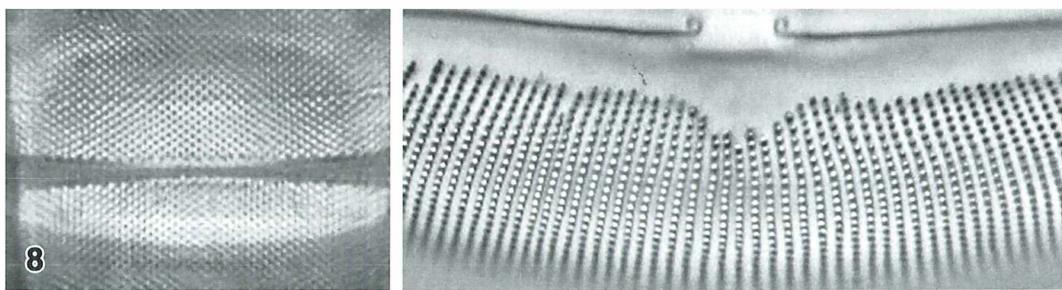


Abb. 8: Ergebnis der in Abbildung 7 illustrierten Situation: Keine gesteigerte Auflösung der Feinstrukturen gegenüber der reinen Wasserimmersion, jedoch Kontrastverstärkung der Bildstrukturen. Links *M. arenaria*, rechts *C. ehrenbergi*.

gende höherbrechende Öl keine weitere Ablenkung erfahren. Sie treffen unter dem Winkel β an der Objektivfrontlinse ein. Wie in der Zeichnung ersichtlich, könnte das immergierte Objektiv noch viel flacher auftreffende Strahlen höherer Apertur einfangen. Es ist in dieser Hinsicht schlüssig unterfordert.

Dennoch ist der Gesamteindruck der beobachteten Feinstrukturen wesentlich besser als zunächst vermutet werden kann (Abb. 8).

Sowohl in *Cymbella ehrenbergi* als auch in *Melosira arenaria* findet man zwar keine gesteigerte Auflösung der Feinstrukturen gegenüber der reinen Wasserimmersion, jedoch ist die Kontrastverstärkung der Bildstrukturen enorm verbessert. Grund ist, dass die Verengung des Einstrahlwinkels durch Luft als Immersionsmedium die gleiche Wirkung zeigt wie ein gewolltes Verengen der Aperturblende am voll ölimmergierten Kondensor. Das mit Öl immergierte Objektiv erzeugt folglich ein kontrastreicheres, aber auch in seiner Auflösung verminderteres Bild der Feinstrukturen. Es ist für Öl als Immersionsmedium gerechnet worden und entfällt daher seine maximalen Abbildungsleistungen, was in der subjektiven Bildverbesserung erkennbar ist. Für manche Untersuchungen kann ein gesteigerter Kontrast sicherlich im einen oder anderen Fall wichtiger sein als die maximal mögliche Auflösung, die mit dem Objektiv erreichbar ist.

In unserem Fall jedoch liegt insbesondere für die Diatomee *Melosira arenaria* der Schwerpunkt der Untersuchungsaufgabe eindeutig in der maximalen Auflösung von Feinstrukturen und weniger auf kontrastreiche Darstellung. Durch die fehlende Immersion der Kondensorfrontlinse können wir jedoch die scheinbar auf die Numerische Apertur 0,9 verengte Aperturblende nicht weiter öffnen. Das Brechungsmedium Luft war es schließlich, das die höheraperturigen Lichtstrahlen aus dem optisch erfassbaren Bereich wegbrach.

Hochbrechendes Öl als Zwischenmedium

Wird die Frontlinse des Kondensors über Immersionsöl ($n_D = 1,515$) optisch mit dem Objektträger verbunden, so kann der volle Abstrahlwinkel des Kondensors genutzt werden. Randlichtstrahlen aus dem Kondensor können mit $\beta = 67,3^\circ$ ungebrochen über das hochbrechende Öl in den Objektträger zu den Feinstrukturen des untersuchten Objekts vordrin-

gen. Das Licht strahlt mit breiten $2 \times 67,3^\circ = 135^\circ$ über den Objektträger auf das Objekt ein und nimmt entsprechend viel Information aus dem Materialbereich mit. Alle diese Information tragenden Photonen können ebenfalls ungebrochen aus dem Deckglas heraus über die folgende Immersionsschicht in die Frontlinse des Objektivs vordringen. In Abbildung 9 ist der Randstrahlenverlauf des Lichtes für einen vollimmergierten Kondensor, Objektträger und Objektiv eingezzeichnet. Öl mit dem Brechungsindex 1,515 befindet sich zwischen Kondensorfrontlinse und Objektträger sowie zwischen Deckglas und Objektiv-Frontlinse.

Die Lichtkegel werden also durch das optisch hochbrechende Öl an der Grenzschicht Deckglas/Immersionsmedium nicht nennenswert abgelenkt und gelangen als hochaperturiger Lichtstrom über die Frontlinse in das Objektiv. Bei dieser Betrachtung wird allerdings das Brechungsverhalten zwischen Objektträger und Deckglas vernachlässigt. Meist sind die (biologischen) Objekte in Wasser als Medium eingebettet.

Die Numerische Apertur wird voll ausgenutzt und die Auflösung ist maximal. Sicherlich ist der Kontrast gering, jedoch kann dieser, so erforderlich, unter Auflösungsverlust über die Aperturblende nun in einem weiten Bereich während der Untersuchung der Feinstrukturen stufenlos variiert werden.

Fazit: Bei Ölimmersion steigt das Auflösungsvermögen des betrachteten optischen Systems auf 0,12 µm (Abb. 10).

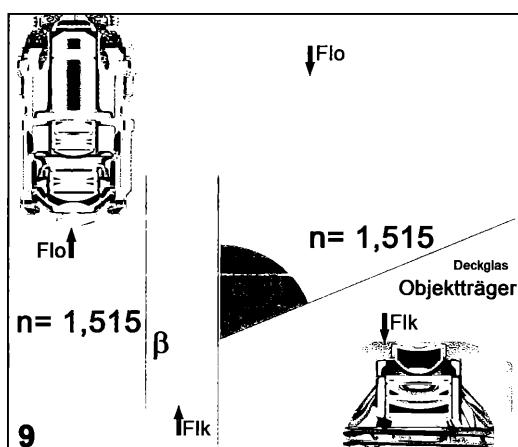


Abb. 9: Immersionsöl befindet sich zwischen Frontlinse des Kondensors und Objektträger sowie zwischen Deckglas und Objektivfrontlinse.

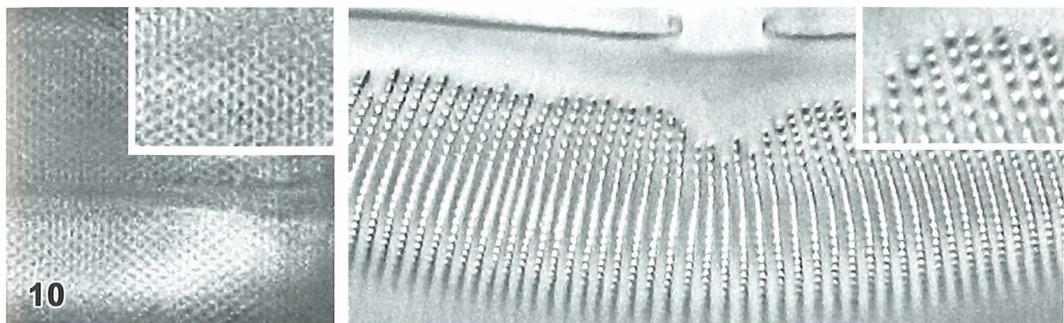


Abb. 10: Ergebnis der in Abbildung 9 illustrierten Situation: Maximale Auflösung des optischen Systems. In beiden Fällen – speziell in den Detailausschnitten – deutlich gesteigerte Auflösung. Links *M. arenaria*, rechts *C. ehrenbergi*.

Hinweis

Ölimmersion ist in der Praxis nicht besonders angenehm handhabbar. Die relativ hohe Visko-sität des hochbrechenden Öls ist besonders störend, wenn Lebenduntersuchungen in wässrigem Milieu gemacht werden. Oft wird das Deckglas beim Fokussieren über das Öl vom Objektiv angehoben oder abgesenkt, was mit unangenehmen Strömungen innerhalb des Untersuchungsraumes einhergeht. So manches Planktontierchen kann man durch das Strömen regelrecht aus dem Sehbereich pusten, obwohl man es eigentlich gerne untersucht hätte. Die Optik sollte nach ihrem Einsatz gründlich vom anhaftenden Medium gereinigt werden.

Mein Tipp

Wenn Sie nicht das Nonplusultra an Auflösung haben müssen, ersetzen Sie die Ölimmersion am gleichen Objektiv durch eine Wasserimmersion und immergieren Sie auch die Frontlinse des zum Objektiv kompatiblen Kondensors mit Wasser. Sie erleiden einen geringfügigen Auflösungsverlust um $0,03 \mu\text{m}$, der in den meisten Fällen zu Gunsten leichterer Handhabung verschmerzt werden kann.

Ein Hochleistungsobjektiv kann, muss aber nicht die höchste Auflösung darstellen. In meinem Labor nutze ich die höchste Auflösung nur dann, wenn ich sie tatsächlich brauche – dann aber kompromisslos. Der Return on Investment bleibt durch die garantierte Langlebigkeit meiner Planapochromaten $63\times$ entsprechend hoch, zumal die Reinigung aller Frontlinsen

sehr schonend und einfach ist, wenn man bidestilliertes Wasser als Immersionsmedium einsetzt.

Ein mit Augenwatte (in Apotheken erhältlich) fettfrei versehener Schaschlik-Holzstab ermöglicht das schlichte Wegsaugen des Immersionswassers von den empfindlichen Frontlinsen. Augenwatte empfiehlt sich, weil diese definitiv nicht mit Zusatzstoffen (Bleichmitteln, Ölen (!) oder für unsere Optik ähnlich schädlichen Mitteln) verunreinigt sein darf.

Brauchen Sie die volle Auflösung Ihres Hochleistungsobjektives, immergieren Sie es mit dem vom Hersteller gelieferten hochbrechenden Öl, jedoch den zum Hochleistungsobjektiv passenden Kondensor mit Wasser. In 99,9% der Fälle ist die scheinbar auf $N = 1,2$ verengte Apertur(blende) des Kondensors über ihre Kontrastwirkung im Hochleistungsobjektiv akzeptabel und verleiht dem vom Objektiv entworfenen Bild einen charmant-kontrastreichen Charakter, ohne vom Gesamteindruck her unscharf zu wirken oder wesentlich an Auflösung zu verlieren.

Tipp zur Reinigung von Immersionssystemen

Zur Reinigung der mit Öl verunreinigten Frontlinsen verwende ich wieder die oben erwähnte Augenwatte, die jedoch mit Petroleumbenzin (Siedebereich $30\text{--}50^\circ\text{C}$, pro Analyse, Merck) getränkt ist. Petroleumbenzin ist ein Alkan und greift daher definitiv keine Kittschichten (Kunststoff) an, was man von Alkoholen, Ethern oder gar Chloroform nicht behaupten darf. Es löst jedoch Fett und Öl her-

vorragend. Durch den hohen Dampfdruck ist es nach dem Reinigen rasch von den empfindlichen Glas-Kittflächen verschwunden.

Wichtiger Hinweis

Sind die beobachteten Feinstrukturen an der Grenze des optisch-physikalisch Machbaren nun tatsächlich so, wie sie im Lichtmikroskop gesehen werden?

Darauf gibt es nur eine Antwort: Keinesfalls! Das Mikroskop ist ein fantastisches Beobachtungsgerät, das ohne großen Laboraufwand die besten Beobachtungen ermöglicht. Wenn jedoch physikalische Grenzen in die Nähe rücken, ist naturwissenschaftliches Verständnis des Beobachters verlangt. Denken Sie bitte daran, dass, wenn Sie ganz tief in der Welt des Kleinen versinken, Ihre photonischen Informationsträger ihren ureigensten Quantengesetzen unterworfen sind. Es sei insbesondere auf die Beugungserscheinungen hingewiesen, welche an allen optisch harten Kanten auftreten müssen. Ver-

gisst man dies, kann man leicht Trugschlüsse aufliegen. Sehr auffällige Beispiele für derartige Effekte kann man im MIKROKOSMOS-Artikel *Kieselgur – Eine reichhaltige Quelle fossiler Diatomeenschalen* (Kauer, 2006) sehen. Hier werden dieselben Diatomeenschalen gegenübergestellt – einmal in optimaler Olimmersion, ein andermal im Rasterelektronenmikroskop aufgenommen.

Literaturhinweise

Kauer, G.: Kieselgur – Eine reichhaltige Quelle fossiler Diatomeenschalen. Teil 2: Kieselgur = Kieselerde = Diatomit. *Mikrokosmos* 95, 87–95 (2006).

Kauer, G.: Kondensor und Objektiv: Ein unschlagbares Team, wenn man sie lässt – Teil 1: Theoretische Betrachtungen. *Mikrokosmos* 98, 163–169 (2009).

Verfasser: Prof. Dr. Gerhard Kauer, Fachhochschule in Emden, Lehrstuhl für Bioinformatik, Constantiaplatz 4, 26723 Emden, E-Mail: Kauer@nwt.fho-emden.de

Buchbesprechung

Rönnfeld, W.: Foraminiferen. Ein Katalog typischer Formen, 3. Auflage. Eigendruck, Tübingen 2008, 146 Seiten, zahlreiche Schwarz-Weiß-Abbildungen, DIN A4 Format, Softcover, € 15,00, keine ISBN.

Der ausgewiesene Foraminiferen-Fachmann Wilfried Rönnfeld von der Universität Tübingen hat seinen Foraminiferen-Katalog erneut überarbeitet und erweitert, so dass dieser nun in der 3. Auflage erhältlich ist. Von den 40 Seiten der 1. Auflage, die noch unter dem Geburtsnamen des Autors (Kamleiter) herausgebracht wurde, wuchs der Katalog nun auf stolze 146 Seiten an. Ziel des Katalogs ist, die typischen, in der Praxis

häufigen Gattungen anhand der Skelettformen vorzustellen, so dass man sie erkennen und einordnen kann. Aufgeteilt nach benthischen Kleinforaminiferen, benthischen Großforaminiferen und planktischen Foraminiferen werden die wichtigen Gruppen bis hin zum Gattungsniveau (mit Angabe der Typenart) kurz beschrieben und zeichnerisch präsentiert. Vorteilhaft sind die Erläuterungen der taxonomischen Kriterien zum Beginn der jeweiligen Kapitel, nach denen man höhere taxonomische Einheiten, Gattungen und Arten bestimmen kann. Fachausdrücke für spezielle Merkmale wie beispielsweise Mikrostrukturen der Wand werden erläutert und bildlich dargestellt, teilweise auch mit rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen.

Der Anhang bietet ein umfangreiches Glossar Foraminiferen spezifischer Fachbegriffe, gibt einen Abriss der Geschichte der Foraminiferenforschung und bringt abschließend Literaturhinweise, Abbildungsquellen und ein Inhaltsverzeichnis der Gattungen und Familien.

Dieser Katalog ist unzweifelhaft fachmännisch zusammengestellt und sehr nützlich, um gefundene Foraminiferenskelette anhand der beschriebenen Merkmale und Zeichnungen richtig einordnen zu können. Zum moderaten (Selbstkosten-)Preis von 15 Euro inklusive Porto kann er vom Autor angefordert werden: W. Rönnfeld, Institut für Geowissenschaften, Sigwartstraße 10, 72076 Tübingen, E-Mail: wilfried.roennfeld@uni-tuebingen.de.

Renate Radek, Berlin

Wie Wirbeltiere ihre Nahrung verdauen

Siegfried Hoc

Je nach Ernährungsweise haben die Tiere unterschiedliche Organe entwickelt, um Nahrung aufzunehmen, zu zerkleinern und zu verdauen. Manche besitzen morphologisch-physiologische Sondereinrichtungen oder gar Symbionten, die eine Verdauung erst ermöglichen. Wie Verdauungsorgane von Wirbeltieren gebaut sind, wie sie arbeiten und welche Einblicke das Mikroskop an Hand von Mikrotom schnitten von in Paraffin eingebetteten Magen- und Darmgeweben ermöglicht, wird dieser Beitrag aufzeigen.



Als ich begann, diesen Beitrag zusammenzustellen, war ich zunächst etwas in Verlegenheit: Wie soll man zu dem Thema „Organe der Verdauung“ hinführen? Da fielen mir die Ziegen von Aden ein. Diese berühmte Hafenstadt liegt in einer vegetationslosen, felsigen Küstenzone. Oft bleibt dort der Regen jahrelang aus, so dass kein Baum, kein Strauch, kaum Gras zu wachsen vermag – mit Ausnahme der künstlich bewässerten Gärten im Europäer-Viertel und einigen städtischen Anlagen. Trotz dieses Mangels an Pflanzen wimmelt es in dieser Stadt von kleinen, aber kräftigen Ziegen. Und dauernd sieht man diese Tiere knabbern und kauen. Sie fressen kein Heu, keine Gemüse- und Obstabfälle, kein Korn, nein ihre Nahrung besteht aus Pappe! Überall in den Straßen liegen Papierfetzen und Pappreste. Die Ziegen betätigen sich als Straßenreiniger, sie fressen ausgediente Kartons oder reißen Stück für Stück die Wellpappen auseinander, als ob es würziges Gras sei.

Zunächst Unverständliches macht Sinn

Zunächst mag das unverständlich erscheinen. Wenn man aber bedenkt, dass es sich hierbei um verarbeitete, verfilzte Pflanzenfasern handelt und die Papierstoffe in erster Linie aus Zellulose und Lignin bestehen, so erscheint der Fall nicht mehr ganz so unglaublich. Trotzdem bleibt diese Ernährungsweise vielen zunächst ein Rätsel, denn jeder weiß, dass die Grundkomponenten der tierischen Ernährung Eiweiße, Fette, Kohlenhydrate und Vitamine sind. Wie kann da ein Tier nur von Papierfetzen leben? Kohlenhydrate sind zwar vorhanden, aber

Fette, Eiweiße und Vitamine fehlen völlig. Hinzu kommt, dass die Zellulose vom normalen tierischen Darmtrakt überhaupt nicht verdaut werden kann. Auch der Darm der Ziegen vermag nicht jene Verdauungsenzyme zu produzieren, die Zellulose chemisch aufspalten können und somit ihre Verdauung ermöglichen.

Der Verdauungstrakt einiger Holz bohrender Käferlarven und diverser Schnecken sowie Muscheln produziert Zellulose spaltende Enzyme. Außerdem werden so genannte Zellulasen von manchen einzelligen Organismen gebildet, insbesondere von einigen Bakterien. Da Pflanzen fressende Säugetiere von sich aus zur Zellulosespaltung nicht befähigt sind, haben sie in besonderen Mägen und im Darm solche Einzeller als Symbionten, und zwar bestimmte Bakterien und Ciliaten, die besagte Zellulasen produzieren und somit die Verdauung der Zellulose ermöglichen.

Eiweiß aus Symbionten

Kohlenhydrate haben also die Ziegen von Aden, wo aber kommen die Fette, Eiweiße und Vitamine her? Die Zellulose wird hauptsächlich zu Traubenzucker (Glukose) abgebaut, und dieser zu Fettsäuren, Milchsäure und ähnlichen Substanzen vergoren. Nur Eiweiß und Vitamine fehlen noch. Das liefern die Symbionten – Bakterien und Ciliaten –, die sich in großen Mengen im Pansen der Wiederkäuer entwickeln und dann mit der Nahrung in die weiteren Magenabschnitte und den Darm gelangen, wo sie als hochwertiges Eiweiß verdaut werden. Essentielle Vitamine liefern die Bakterien. Damit ist

verständlich, weshalb die Ziegen von Aden trotz scheinbarer Mangelernährung, rund und fett aussehen und offenbar auch gesund sind.

Die Anzahl der Eiweiß liefernden, symbiotischen Darmbewohner im Pansen von Wiederkäuern ist unvorstellbar groß. So findet man in einem Milliliter Panseninhalt vom Rind etwa 50.000 Wimpertiere, bei Ziegen und Schafen sogar 900.000! Diese Ciliaten-Masse verdoppelt sich etwa täglich, so dass den Wirtstieren erhebliche Mengen an Eiweiß zur Verfügung stehen. Die häufigste Art ist *Isotricha prostoma*, andere häufige Arten gehören zu den Gattungen *Ophryoscolex* und *Entodinium* (Abb. 1 und 2). Aber auch andere Pflanzenfresser, die nicht zu den Wiederkäuern gehören, haben solche Symbionten, zum Beispiel beherbergt das Pferd Arten der Gattung *Cycloposthium* und der Gorilla *Troglodytella*-Arten.

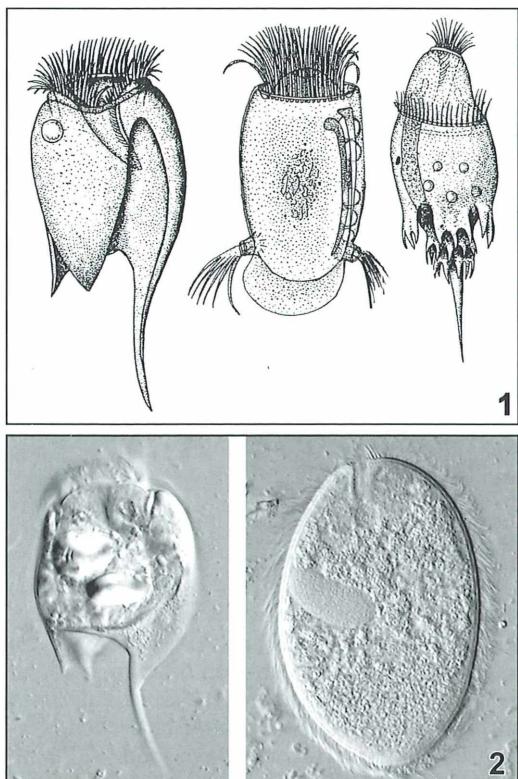


Abb. 1: Pansen-Ciliaten. Links *Entodinium caudatum*; Mitte *Cycloposthium bipalmatum*; rechts *Ophryoscolex caudatus* (aus Kaestner, 1969). – **Abb. 2:** Links *Entodinium*, rechts *Isotricha* (Lebendaufnahmen, differentieller Interferenzkontrast, Fotos: Renate Radek, Berlin).

Darmaufbau verschiedener Tiergruppen

Beim Pferd erfolgt die Vergärung der Zellulose hauptsächlich durch Bakterien und ist in den etwa einen Meter langen Blinddarm (Caecum) verlegt. Bei Vögeln besteht keine deutliche Beziehung von Blinddarmlänge zur Ernährungs- und Lebensweise. Haushühner, Gänse und Schwäne haben lange, gut entwickelte Caeca und beim Auerhuhn, das sich im Winter fast ausschließlich mit zellulosehaltiger Nahrung begnügen muss, ist er fast so lange wie der übrige Darm. Taggreifvögel haben dagegen nur einen sehr kurzen Blinddarm, Eulen aber ein langes Caecum. Während Taggreife ihre Beute zerlegen, verschlingen Eulen ihre meist aus Kleinsäugern bestehende Beute im Ganzen und nutzen, besonders bei der Atzung der Jungen, auch deren pflanzlichen Darminhalt. Völlig rückgebildet ist der Blinddarm bei Papageien, Eisvögeln und Nashornvögeln.

Fast alle Säugetiere besitzen am Übergang vom Dünndarm zum Dickdarm einen Blinddarm, der einen hohen Organisationsgrad erreichen und Spezialfunktionen ausüben kann. Das Caecum fehlt Insektenfressern, vielen Fledermäusen, den Schuppentieren, einigen Beuteltieren, den Robben und Walen. Ein kurzes, blindsackartiges Caecum besitzen Spitzhörnchen und viele Landraubtiere (Fissipedia). Sehr groß sind die Blinddärme bei Koalabären, die auf Eukalyptusblätter spezialisiert sind, sowie bei Hasentieren (Abb. 3). Bei den Hasentieren verengt sich der distale Teil des Caecums wie bei Halbaffen und Menschenartigen (Hominoïden; einschließlich des Menschen) zu einem wurmförmigen Anhang, dem Wurmfortsatz (Appendix, Abb. 4 und 5). Mukosa (Schleimhaut) und Submukosa (Bindegewebsschicht unter der Mukosa) des Caecums enthalten reichlich lymphatisches Gewebe (Darmtonsillen) und im Appendix sind diese konzentriert und somit dem direkten Kontakt mit Darminhalt entzogen.

Bei Tieren mit extrem großem und spezialisiertem Caecum wie den Unpaarhufern (Einhufer: Pferd und Esel, Tapire, Nashörner) und Hasentieren dient das Organ als Gärkammer, in der mit Hilfe von Bakterien und Ciliaten die Zellulose aufgeschlossen wird. Die Resorption der entstandenen Einfachzucker (Monosaccharide) erfolgt bei den Pferden im hinter dem Caecum gelegenen (postcaecal) Dickdarm. Bei den Hasentieren muss der Blinddarminhalt wieder dem resorbierenden Mitteldarm zugeführt



Abb. 3: Caecum, Kaninchen (Krypten, Mukosa mit Sekundärfollikel). – Abb. 4: Appendix des Kaninchen (mit auffallenden Krypten) – Abb. 5: Appendix des Menschen (Krypten, Mukosa mit Sekundärfollikel).

werden. Dies wird dadurch erreicht, dass der gesondert ausgeschiedene Blinddarminhalt wieder gefressen wird (Caecotrophie).

Der Magen als Fermenter

Damit die Zellulose möglichst vollständig verwertet werden kann, ist also eine Umkonstruktion des Darmtraktes notwendig gewesen. Den größten Nutzeffekt weist der Wiederkäuermagen auf, der aus mehreren Teilen besteht. Dieses Gebilde ist bei allen Hornträgern unter den Säugetieren entwickelt, wozu beispielsweise Rinder, Antilopen, Hirsche, Ziegen und Schafe gehören. Aber auch Kamele und Giraffen besitzen einen vielkammerigen Magen (Abb. 6). Bei den Rindern unterscheidet man den großen Pansensack (Rumen, Abb. 7), der an die Speiseröhre anschließt. Dieser geht in den durch längs und quer verlaufende Schleimhautfalten gekennzeichneten Netzmagen (Reticulum, Abb. 8) über. An ihn schließt der mit lamellenförmigen Falten ausgestattete Blättermagen an (Omasum). Der vierte Magenteil, der Labmagen (Abomasum, Abb. 9), ist der eigentliche Drüsennmagen, in den Verdauungsenzyme sezerniert werden. Diese Gliederung des Wiederkäuermagens ist eine Anpassung an die Ernährungsweise. Es handelt sich um Grasfresser, die große Mengen der wenig energiereichen Nahrung aufnehmen müssen. Sie speichern die schwer aufschließbare Nahrung und lassen eine Nachbereitung durch das Wiederkauen folgen. Die Nahrung kann aber nur durch eine spezifische Bakterienflora und Ciliatenfauna aufgeschlossen werden, da die Säugetiere keine Zellulose spaltenden Enzyme produzieren können. Pansen und Netzmagen sind Speicher- und Fermentationskammern. Beide sind, wie der Blättermagen auch, von einem Plattenepithel ausge-

kleidet. Nur bei den Kamelen (Tylopoda) findet sich ein einschichtiges Epithel mit Drüsen im Netzmagen.

Bei den Rindern gelangt die Nahrung durch die Speiseröhre zunächst in den Pansen und nach einiger Zeit in den Netzmagen. Hier werden grobe und feine Nahrungsbestandteile getrennt, die groben Teile zu Ballen geformt und durch die Speiseröhre erneut dem Kauakt zugeführt. Der erneut geschluckte Nahrungsbrei wird über den Blättermagen durch eine Schluckrinne dem Labmagen portionsweise zugeführt und hier durch Magensäure plus Pepsin verdaut.

„Steine“ im Magen

Eine Besonderheit im Verdauungstrakt vieler Säugetiere sind die Magensteine (Gastrolithen). Die meisten setzen sich aus Ammonium-Magnesium-Phosphat oder Calciumkarbonat zusam-

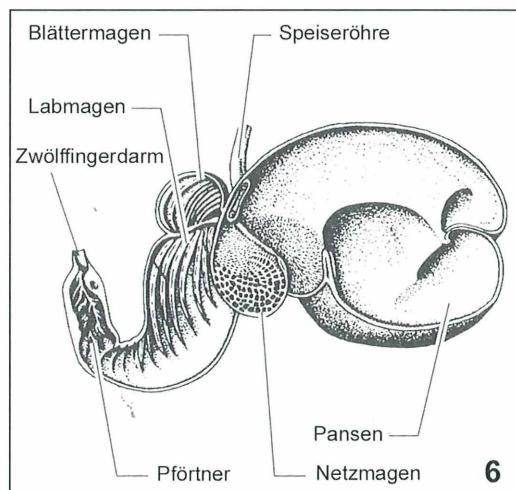


Abb. 6: Wiederkäuer-Magen (nach Pernkopf).

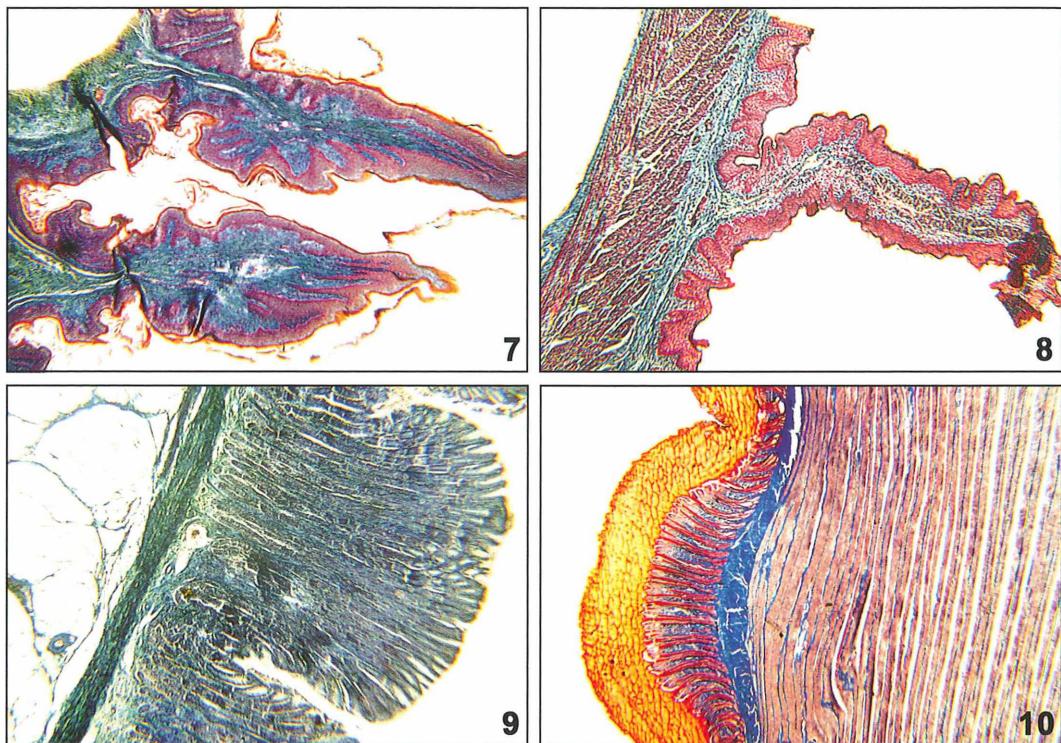


Abb. 7: Pansen (Speichermagen, mit Plattenepithel ausgekleidet). – Abb. 8: Netzmagen (Fermentermagen, mit Plattenepithel ausgekleidet). – Abb. 9: Labmagen (Drüsenmagen mit Drüsenschläuchen). – Abb. 10: Kaumagen des Huhns (Plattenepithel und Drüsenschläuche).

men. In vielen Haartieren findet man Magen-Haarsteine (Aegargopilen). Sie werden nach der Bezoarziege auch Bezoare genannt. Entstehungsursache ist die Fellpflege dieser Tiere, da die verschluckten Haare nicht verdaut werden können. Die Bezoare der Gemsen werden im Volksmund Gamskugeln genannt. Diese Gebilde sind im Grunde pathologische Konkremente, die dem betroffenen Tier meistens körperliche Beschwerden bereiten, da sie im wahrsten Sinne des Wortes wie „Steine im Magen“ liegen. Es gibt aber auch Tiere, die Steine im Magen brauchen, solche Tiere nämlich, die keine Mahlzähne oder überhaupt keine Zähne besitzen und trotzdem harte Nahrung aufnehmen. Diese Tiere verschlucken Steine, die bei der Bewegung der Magenwände wie die Kugeln in einer Kugelmühle wirken und die Nahrung zerkleinern helfen. Im Muskelmagen von Vögeln findet man solche Mahlsteine (Abb. 10 und 11). Wie sollte sonst ein Huhn ein hartes Weizen- oder gar Maiskorn mechanisch zur Verdauung aufbereiten?

Der Magen als Speicher- und Verdauungsorgan

Der Magen von Wirbeltieren hat eine Formenfülle, die nur im Rahmen eines dicken Buches abgehandelt werden könnte. Alleine die Säugetiere weisen eine große Fülle von Magenformen auf. Der Grundtyp ist aber ein sackförmiger Magen, dessen Hauptteil (Corpus) durch histologische Besonderheiten des Epithels und Drüsen gekennzeichnet ist. Rundmäuler (Cyclostomata) wie das Neunauge besitzen keinen Magen. Auch bei Seeadern (Holocephali) wie den Chimären, fehlt ein eigentlicher Magen. Bei vielen Knochenfischen (Teleostei) ist er sekundär rückgebildet. Diese Tiere besitzen einen hoch differenzierten Kauapparat aus Kiefer- oder Schlundzähnen, der die Nahrung, in der Regel Weichtiere (Mollusca), für die Verdauung im Darm entsprechend vorbearbeitet. Zu diesen Fischen gehören zum Beispiel bestimmte Kapfenartige und Zahnkarpen.

Der Magen wird von einem einschichtigen Epithel ausgekleidet. Die Zellen sondern eine alkalische Schutzschicht ab, die das Gewebe vor Selbstverdauung bewahrt. Im Oberflächenepithel senken sich Grübchen (Krypten) in die Tiefe, an deren Grund sich schllauförmige Drüsen finden (Abb. 12 und 13). Diese besitzen bei Fischen, Amphibien und Reptilien granulierte Drüsenzellen, die zwar morphologisch den Hauptzellen des Säugetiermagens ähneln, mit denen sie aber nicht identisch sind, da sie gleichzeitig Magensäure und Pepsin bilden. Der Drüsennmagen der Vögel ist dadurch gekennzeichnet, dass sich Komplexe aus zahlreichen

Hauptdrüsen um ein zentrales Lumen gruppieren und in dieses ausmünden. In den Magendrüsen der Säugetiere sind die Drüsenzellen in drei Zelltypen differenziert: Nebenzellen, Hauptzellen (Pepsinogen-Bildner) und Belegzellen (Salzsäure-Prozenten).

Der Mitteldarm: Endverdauung und Resorption

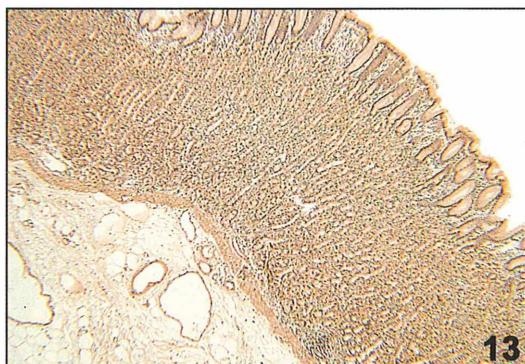
Die definitive enzymatische Zerlegung der Nahrung und die Resorption geschehen bei Wirbeltieren im Mitteldarm (Dünndarm).



11



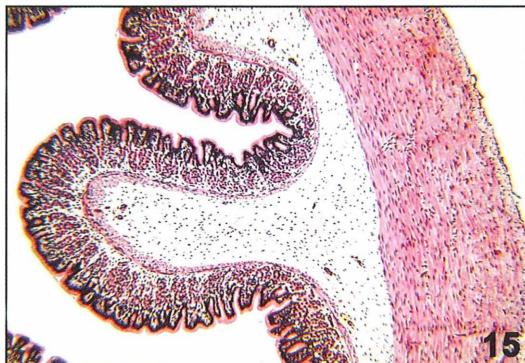
12



13



14



15

Abb. 11: Kaumagen des Haussperlings (Plattenepithel und Drüsenschläuche). – Abb. 12: Pylorus (Magenausgang) des Menschen (Drüsenschläuche und Lymphknoten). – Abb. 13: Magen-Fundus (Hauptteil) des Menschen (Becherzellen). – Abb. 14: Dünndarm des Menschen (Villi, einschichtiges Zylinderepithel, Becherzellen und Brunner'sche Drüsen). – Abb. 15: Dickdarm (Kolon) des Meerschweinchens (keine Villi, sondern Epithel-Einsenkungen).

Dementsprechend ist sein Epithel dünn, es handelt sich um ein einschichtiges Zylinderepithel mit einem Oberflächensaum von Mikrovilli, zahlreichen sezernierenden Becherzellen und spezifischen Drüsen (Abb. 14 und 15). Die großen Verdauungsdrüsen Leber und Bauchspeicheldrüse münden in den Mitteldarm, da ihre Sekrete wichtige Bestandteile des Verdauungssafes sind. Der Mitteldarm ist bei den verschiedenen Wirbeltiergruppen sehr verschieden gestaltet und mit histologischen Besonderheiten ausgestattet, ein einheitliches Konstruktionsprinzip des Verdauungsdarms ist aber seine möglichst große, sezernierende und resorbierende Oberfläche.

Literaturhinweise

Buchner, P.: Tiere als Mikrobenzüchter. Springer Verlag, Berlin 1960.
 Collatz, K.-G., Osche, G. (Hrsg.): Lexikon der Biologie. Verlag Herder, Freiburg 1985.
 Dehn, v. M.: Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere. Taschentext 30. Verlag Chemie, Weinheim 1975.

- Geneser, F.: Histologie. Deutscher Ärzte-Verlag, Köln 1990.
 Harmeyer, J., Birck, R.: Eiweißveredelung bei Wiederkäuern. Bild der Wissenschaft 5, 453–459 (1972).
 Hoc, S.: Wie Tiere fressen und verdauen. Selecta 20, 1596–1598 (1986).
 Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Band I, 1. Teil. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.
 Jahn, Th. (Hrsg.): Brehms Neue Tierencyklopädie. Verlag Herder, Freiburg 1974.
 Moss, R., Parkinson, J. A.: The digestion of heather (*Calluna vulgaris*) by red grouse (*Lagopus lagopus scoticus*). Brit. J. Nutr. 27, 285 (1972).
 Oppel, A.: Lehrbuch der vergleichenden mikroskopischen Anatomie der Wirbeltiere. Erster Teil: Der Magen; Zweiter Teil: Schlund und Darm. Verlag Gustav Fischer, Jena 1896.
 Stark, D.: Vergleichende Anatomie der Wirbeltiere, Band 3. Springer Verlag, Berlin 1982.
 Stöcker, W., Dietrich, G. (Hrsg.): Biologie. VEB F.A. Brockhaus Verlag, Leipzig 1986.

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

Die Farb-Mikrofotografien fertigte Josef Häckl, Brucker-Straße 16A, 82275 Emmering, an.

Nachricht

Die Alge des Jahres 2009: *Emiliania huxleyi*

Algenforscher der Deutschen Botanischen Gesellschaft wählten *Emiliania huxleyi* (Prymnesiomonada) zur Alge des Jahres, um sie als einen Schlüsselorganismus der Erde zu würdigen. „Wegen ihrer weltweiten Bedeutung wurde *Emiliania* in das Sequenzierungs-Programm am Joint Genome Institute in Kalifornien aufgenommen, wo ihr Erbgut nun entschlüsselt wird“, erklärt Professor Dr. Peter Kroth, Vorsitzender der Sektion Phykologie in der Deutschen Botanischen Gesellschaft. Mit dem genetischen Bauplan der Alge wollen die Forscher eine Basis schaffen, um den globalen Kohlenstoffkreislauf zu ergründen. Außerdem interessiert sie, wie die Algen so komplizierte Strukturen wie die als Coccolithen bezeichneten Kalkplättchen herstellen und an ihrer Oberfläche befestigen. Von diesen Ergebnissen erhoffen sich auch Bio- und Nanotechniker der Industrie Ideen für neue Anwendungen.

Kalktransport schuf Kreidefelsen

Emiliania (Abb. 1) schwimmt in den Licht durchfluteten Schichten aller Weltmeere. Sie zählt zu den mehr

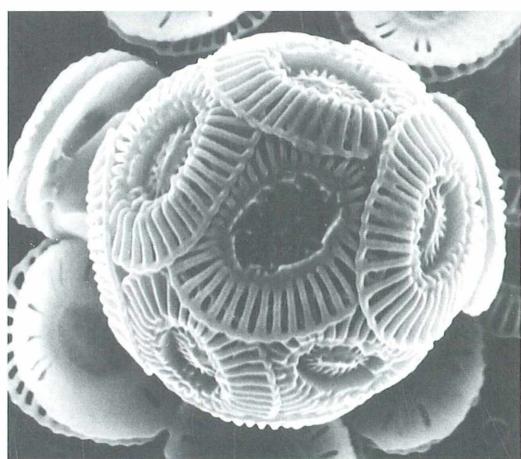


Abb. 1: Kalkplättchen bedecken *Emiliania huxleyi*. Die für jede Kalkalge typische Form dieser Plättchen ist nur in rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen wie hier zu erkennen (Foto: Dr. Björn Rost, Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung).

als 300 Kalkalgen, die sich mit kalkigen Plättchen umhüllen, welche jeder Art ein unverwechselbares Aussehen verleihen. Für die Bildung der Kalkschale verwendet *Emiliania* Kohlenstoff, den sie als Hydrogenkarbonat aus dem Wasser aufnimmt und als Kalzit ausfällt. Die Plättchen sind nur im Rasterelektronenmikroskop gut zu erkennen, im einfachen Lichtmikroskop erscheinen sie nur als winzige Punkte. Sterben Kalkalgen ab, nehmen sie den nun gebundenen Kohlenstoff mit in die Tiefen der Meere, wo er sich als Sediment ablagert. Solcher Kalk lagert sich seit vielen Jahrtausenden am Meeresboden ab: Die weißen Klippen von Dover in England oder die Kreidefelsen auf der Insel Rügen bezeugen weit zurückliegende Ablagerungen.

***Emiliania* dominiert manche Algenblüten**

Auch wenn *Emiliania* nur eine winzige Alge ist, spielt sie eine wichtige Rolle im Kohlenstoffkreislauf der Erde. Ihr bedeutender Part ist darauf zurückzuführen, dass sie sich explosionsartig vermehren kann. Unter bestimmten Bedingungen treten sie in riesigen Massen auf, Massen, die sich über hunderte von Quadratkilometern erstrecken können und dann aus dem Weltraum zu erkennen sind, weil sie das Wasser milchig verfärbten (Abb. 2). In solchen Algenblüten kommt fast nur *Emiliania* vor; dann machen diese Algen allein 80 bis 90 Prozent des Phytoplanktons aus. Ihre einflussreiche Rolle röhrt daher, dass *Emiliania* während der Photosynthese große Mengen des Treibhausgases Kohlendioxid bindet und später in die Tiefsee transportiert, was Wissenschaftler als biologische Kohlenstoffpumpe bezeichnen. Gleichzeitig bildet *Emiliania* Kalziumkarbonat, wobei es zur Ansäuerung des Meerwassers kommt, das dann wiederum vermehrt Kohlendioxid freisetzt (sog. Karbonat-Gegen-Pumpe). Beiden Prozesse wirken jeweils unterschiedlich auf die Kapazität der Ozeane, Kohlendioxid aufzunehmen.

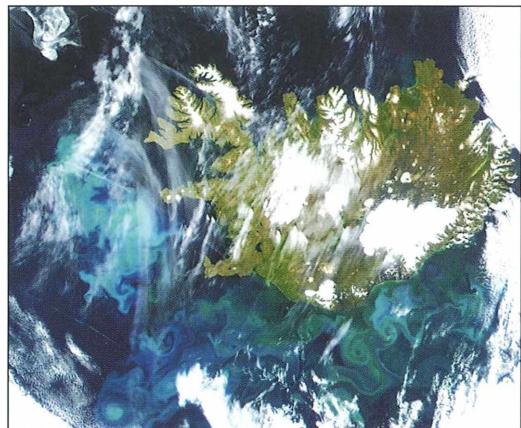


Abb. 2: Algenblüte vor der Küste Islands, welche die NASA per Satellit dokumentierte. Die türkisen Schleier im Wasser lassen auf Billionen *Emiliania huxleyi* im Phytoplankton schließen (Foto: NASA/GSFC, MODIS Rapid Response).

Erfolg von *Emiliania* fasziniert Forscher

Der menschenverursachte Anstieg des Kohlendioxids führt langfristig zu einer Versauerung der Meere. Wie sich dies nun auf die Fähigkeit von *Emiliania* auswirkt, Kohlenstoff zu binden und in die Tiefsee zu transportieren und ob dies die Auswirkungen des Klimawandels nun verstärken oder abpuffern wird, untersuchen Algenforscher am Alfred-Wegener-Institut in Bremerhaven. „Wir erforschen, wie kalzifizierende Algen wie *Emiliania* mit der Ozeanversauerung zureckkommen und welche Konsequenzen sich daraus für das marine Ökosystem ergeben“, erklärt Dr. Björn Rost, Leiter der Arbeitsgruppe *Phyto-Change*, welche die Folgen des Klimawandels auf das Phytoplankton im Meer untersucht.

Redaktion MIKROKOSMOS

Buchbesprechung

Röttger, R., Knight, R., Foissner, W. (Eds.):
A Course in Protozoology.
Shaker Verlag, Aachen 2009,
259 Seiten, broschiert, € 14,50,
ISBN 978-3-8322-7534-1.

Bei diesem Buch handelt es sich um die englische Übersetzung von Rudolf Röttgers *Praktikum der Protozoologie*, das 1995 vom damals noch existierenden Gustav

Fischer Verlag als Nachfolger der fünften, 1928 erschienenen Auflage des gleichnamigen Werkes von Max Hartmann veröffentlicht wurde. Es ist natürlich aktualisiert und insofern modifiziert worden, als sieben Kapitel herausgenommen und fünf neu hinzugefügt wurden. Ansonsten zeigt das Buch eine ähnlich solide inhaltliche wie fertigungstechnische Aufmachung wie sein deutscher Vorgänger. Allerdings sind, wie es bereits

seinerzeit schon bedauert wurde, wieder einige Abbildungen viel zu klein geraten. Das hätte man bei der Neuauflage leicht vermeiden können.

Die Intention dieser englischen Version des Werkes ist offensichtlich: Es möchte alle englischsprachigen Interessenten weltweit erreichen. Es bleibt zu wünschen und zu hoffen, dass dieses gelingt.

Wilhelm Wagner, Essen

Mikroalgen in Massenkulturen

Eberhard Schnepf

Mikroalgen in Massenkulturen: Helfen sie, die menschliche Ernährung zu verbessern? Helfen sie, die drohende Energie-Krise zu lindern? Helfen sie, das Ansteigen der Kohlendioxyd-Konzentration zu verringern und damit die Erderwärmung zu bremsen? Realitäten? Träume? Werden Träume zu Realitäten?

Bei einer Exkursion nach Hiddensee fand Klaus Hausmann auf einer Viehweide eine Badewanne, in der 5 Billionen Individuen der einzelligen Grünalge *Kirchneriella* lebten (Hausmann, 2009). Ein natürliches Massenvorkommen. Massenkulturen von Mikroalgen gibt es seit über 50 Jahren (Soeder, 1980). Warum? Teilweise handelt es sich (immer noch) um Pilotversuche, teilweise werden die Algen schon kommerziell verwertet. Nicht alle Träume, die mit solchen Kulturen verbunden waren, ließen sich bislang verwirklichen. Doch wie aktuell diese Probleme sind, zeigt die Antwort der Bundesregierung auf eine Kleine Anfrage von Dr. Christel Happach-Kasan (übrigens promoviert in Marburg mit einer phykologischen Arbeit bei H. A. von Stosch) und weiteren FDP-Abgeordneten (Drucksache 16/9572 vom 17.6.2008) zur „Nutzung von Algen in Aquakultur als Beitrag zum Klimaschutz und zur Energieversorgung“ (einzusehen im Internet) wie auch ein Newsletter der Deutschen UNESCO-Kommission vom Dezember 2007: „Blualgen für die Regionalentwicklung“ und zahlreiche Reklame-Schriften und Zeitungsanzeigen, die propagieren, dass Mikroalgen reich an Nähr- und Wirkstoffen und deshalb gut für die Gesundheit seien.

Welche Mikroalgen werden kultiviert?

Mikroalgen haben, verglichen mit landwirtschaftlichen Nutzpflanzen, ein großes Plus. Sie vermehren sich täglich um ein Vielfaches. Hauptsächlich werden Grünalgen wie die einzelligen Gattungen *Chlorella* (Abb. 1) und *Chlamydomonas* (Abb. 2) sowie die kleine Kolonien bildende Gattung *Scenedesmus* (Abb. 3) kultiviert, außerdem die Blualge (Cyanobakterium) *Spirulina* (Synonym *Arthrospira*, Abb. 4). Diese bildet spiralig gewundene Fäden. *Spirulina* wird aber auch aus natürlichen Vorkom-

men geerntet, so seit langem im Tschad-See in Afrika, in ostafrikanischen Soda-Seen (wo sie auch von Flamingos gefressen werden) und in Mittelamerika, dort schon von den Azteken gegessen. *Aphanizomenon flos aquae* (Abb. 5), ein anderes Cyanobakterium (im Handel: AFA), wird aus einem nordamerikanischen See gefischt. Von dieser Alge gibt es allerdings auch Stämme, die ein Toxin bilden. Sie lassen sich morphologisch nicht identifizieren. Auch für *Spirulina* wurde ein solcher Toxinverdacht geäußert.

Wie werden die Mikroalgen kultiviert?

Die Kulturanlagen bestehen aus geschlossenen Röhrensystemen (Abb. 6) oder offenen Becken (Abb. 7). Die Röhrensysteme sind sicher, aber technisch aufwändig und teuer. In die offenen Becken können Fremdorganismen, Staub und schädliche Verunreinigungen eindringen. Sie verlieren auch leichter das Kohlendioxyd, das in alle Kulturen eingeleitet wird, um die Algen optimal wachsen zu lassen. Wichtig ist jeweils eine gute Belichtung. Das Sonnenlicht ist in Mitteleuropa vor allem im Winter nicht optimal. Die Temperaturansprüche sind bei den einzelnen Algen verschieden. Da die Algenkulturen sehr dicht sind, sind die Becken nur flach (10–25 cm tief). Sie werden gerührt, um das Licht und die Nährstoffe gut und gleichmäßig auszunützen. Als Dünger nimmt man meistens handelsübliche Mineraldünger. Diese können aber Verunreinigungen enthalten, die von den Algen gespeichert werden. Auch organische Dünger werden verwendet. Es gibt sogar Anlagen, in denen die Algen mit Abwasser gedüngt werden. Dadurch entsteht eine Mischkultur aus Mikroalgen, Bakterien und Zooplankton. Das organische Material wird durch die Bakterien degradiert. Es entstehen Kohlendioxyd und Ab-

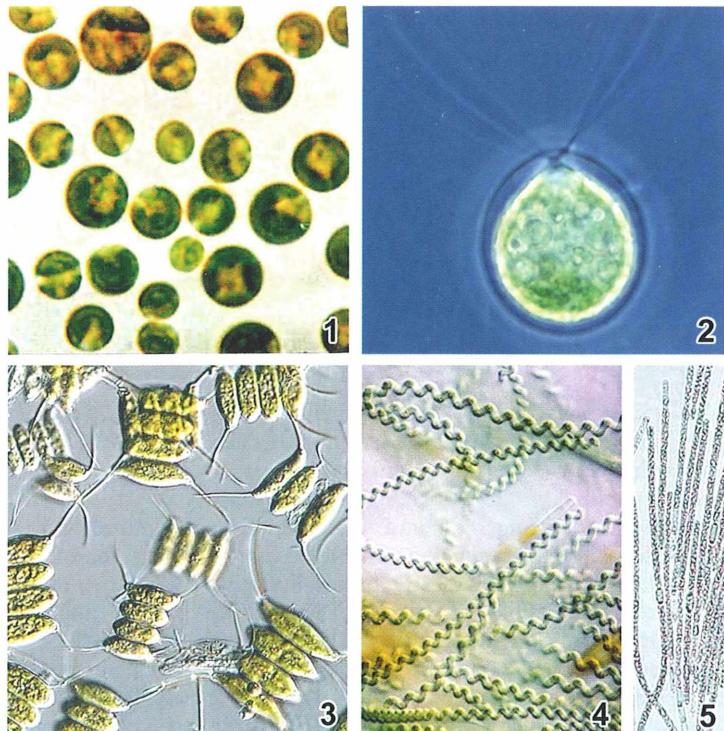


Abb. 1–5: Verschiedene, zur menschlichen oder tierischen Ernährung in größeren Maßstäben kultivierte Mikroalgen.
 – Abb. 1: *Chlorella*. –
 Abb. 2: *Chlamydomonas*. –
 Abb. 3: *Scenedesmus*. –
 Abb. 4: *Spirulina*. –
 Abb. 5: *Aphanizomenon*.

bauprodukte, die von den Algen aufgenommen werden. Diese versorgen die Bakterien mit Sauerstoff.

Spirulina benötigt höhere Temperaturen als die Grünalgen. Die Kultur ist aber weniger von Fremdorganismen bedroht, denn *Spirulina* wächst in Wasser mit hohem Mineralgehalt und einem pH-Wert von 9–11. In solch einem Medium fühlen sich nur wenige Organismen wohl.

Wie werden die Algen geerntet und verarbeitet?

Die *Spirulina*-Fäden sind so groß, dass man sie mit Sieben schöpfen kann. Sie werden dann bei 40 °C getrocknet und direkt gegessen oder aber zu Tabletten gepresst. Die Grünalgen sind kleiner und müssen zunächst durch Zentrifugation von der Suspension abgetrennt werden. Sie werden dann auf eine 130 °C heiße Walze aufgesprührt. Dadurch platzen sie, wodurch das Zellinnere den Verdauungsenzymen zugänglich gemacht wird. Die Zellwände sind massiv und chemisch sehr resistent. In anderen Anlagen werden die Zellwände durch spezielle Mühlen

mechanisch aufgebrochen. Auch die Grünalgen kommen meist gepresst in Tablettenform in den Handel (Abb. 8). Wichtig ist der Ausschluss von Sauerstoff. Der Zellinhalt oxydiert leicht, wodurch *Scenedesmus* ranzig, *Spirulina* bitter wird. Um Algen als Wasserstoff-Produzenten zu nutzen, braucht man natürlich geschlossene Kulturanlagen.

Wozu werden Mikroalgen kultiviert? Nutzung für Ernährung

Bis vor kurzem stand die Nutzung für die menschliche Ernährung im Vordergrund. Dabei sind die Ertragsmengen von Algenkulturen, verglichen mit denen von konventionellen Nutzpflanzen, bemerkenswert. Je nach Standort liefert 1 m² Kulturläche 10–50 g Trockensubstanz pro Tag, wobei sich *Scenedesmus* und *Spirulina* kaum unterscheiden. Das ergibt 25–50 t je ha und Jahr. Maximalerträge in tropischen Freilandkulturen: 5 t je ha und Monat. Weizen erbringt 6–8 t je ha und Jahr.

Eine moderne Produktionsanlage zur Kultivierung von *Chlorella vulgaris* ist in Klötze (Altmark) in Zusammenarbeit mit dem Institut für

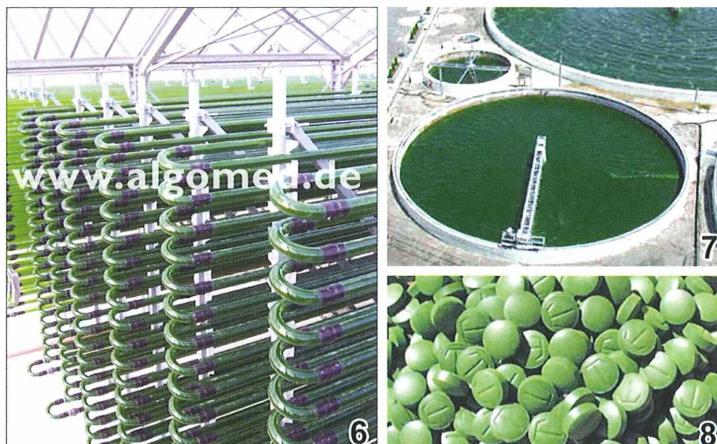


Abb. 6: Produktionsanlage der Firma Algomed (Klötzte) zur Kultivierung von *Chlorella vulgaris* in belichteten Röhrensystemen. – **Abb. 7:** Kultivierung von *Chlorella* in offenen Becken der Firma La Molina (Union City, USA). – **Abb. 8:** *Chlorella* in Tablettenform.

Getreideverarbeitung, Potsdam, errichtet. Das photoaktive Nutzvolumen beträgt 700 000 l, die Glasrohre haben eine Gesamtlänge von 500 km, die Produktionskapazität beträgt 150 000 kg pro Jahr. Diese Photobioreaktoren gewährleisten eine gleich bleibende, hohe Qualität und schließen Verunreinigungen aus.

Spirulina und *Scenedesmus* liefern 15–30 t Protein je ha und Jahr, Weizen 0,5 t, Sojabohnen 0,8–2,4 t. Das Protein von *Spirulina* enthält besonders viele essentielle Aminosäuren und Vitamine, unter anderem Vitamin B 12 und Beta-Carotin, die Vorstufe von Vitamin A. Der Gehalt an ungesättigten Fettsäuren, an Mineralstoffen und an Antioxydantien ist hoch. So gesehen eignen sich *Spirulina* und auch die Grünalgen hervorragend für die menschliche Ernährung. Am Tschad-See wird seit langem aus *Spirulina* eine Soße für Hirse und Maisbrei bereitet.

Aber wo Sonne ist, ist auch Schatten. Nachteilig ist der hohe Gehalt an Nukleinsäuren (4%, doppelt so hoch wie in der Leber). Bei Abbau von Purinen entsteht bei Menschen Harnsäure. Bei zu viel Harnsäure können Nierensteine und Gicht die Folge sein. Es empfiehlt sich also nicht, zu viele Mikroalgen zu essen. Nachteilig ist weiterhin, dass die Algen Schadstoffe akkumulieren. Diese können aus dem Dünger stammen oder aus der Luft.

Mikroalgen als Nahrungsergänzungsmittel

Mikroalgen sind in unseren Breitengraden für den Menschen also eher Nahrungsergänzungsmittel

mittel als Grundnahrungsmittel. In der Dritten Welt mag das anders sein. Gepresste Algen werden in Deutschland von mehreren Produzenten angeboten: „*Spirulina* – eine Power-Alge“ – „Hilft bei grundloser Traurigkeit, brüchigen Nägeln, Schlafstörungen, Fußpilz, stärkt das Immunsystem ...“. Das Internet ist voll von solchen Empfehlungen. Auch auf dem Büchermarkt werden entsprechende Werke angeboten (z.B. Rahn-Huber, 1999). Schnell findet man dann sogar Koch- und Backrezepte, beispielsweise für ein Algenbrot:

Rezept für Algenbrot

Zutaten

- 2 Pakete Trockenhefe oder 2 Würfel Frischhefe
- 3/8 l Wasser
- 3 EL Zucker
- 2 gehäuften EL getrocknete Algen, klein gehackt
- 1 Tasse Wasser
- 300 g Weizenmehl
- 200 g Roggenvollkornmehl
- 1 TL Salz
- 1/2 TL Kümmel
- 1 Tasse Sonnenblumenkerne, Sesam, Leinsamen oder Ähnliches

Zubereitung

- Hefe mit Zucker in 1/8 Liter lauwarmem Wasser auflösen.
- Getrocknete Algen in etwas Wasser einweichen.
- Mehl in eine große Schüssel sieben.

- Hefemischung und Gewürze zugeben, nach und nach so viel Wasser zufügen, bis ein glatter Teig entsteht.
- Hefeteig mit Mehl bestäuben und zugedeckt mindestens 1 Stunde an einem warmen Ort gehen lassen.
- Sonnenblumenkerne und ausgedrückte Algen hinzufügen und gut durchkneten.
- Eine Kastenform mit Backpapier auslegen, Teig einfüllen und nochmals circa 1 Stunde ruhen lassen.
- Bei 200 Grad Celsius (beziehungsweise 175 Grad Celsius bei Umluft) circa 50 bis 60 Minuten im Backofen auf mittlerer Schiene backen
- Das Algenbrot vor dem Anschneiden gut auskühlen lassen.

Es ist klar, dass mit einem solchen Einsatz der Mikroalgen nicht die großen Welternährungsprobleme gelöst werden können. Das ist eher etwas für die besonderen Bedürfnisse der verwöhnten westlichen Zivilisation. In diesem Umfeld ist die Begeisterung für diese Algen bisweilen so groß, dass man sich (im Internet) gar zu poetischen Äußerungen hinreißen lässt. Das liest sich dann folgendermaßen:

Die Alge

Anonymous

*Geballte Kraft der Meere
Heilkraft besond'rer Art,
Die Krankheiten verwehre,
Da wo der Mensch sie hat.*

*Im Zeichen für das Leben
Die Alge Hilfe ist,
Jahrtausendalt ihr Streben
Im Kampf dem Umweltgift.*

*Fernöstlich ist sie Weisheit
Die der Heil-Schönheit blühmt,
Als Alge für Gesundheit,
Sie sehr den Menschen dient.*

*Wirkungsstark voll Heilsubstanzen,
Wirkungsvoll als Abwehrschild,
Ist die Alge, wohl im Ganzen,
Gegner manchem Krankheitsbild!*

*Mensch, der du voll Sorgen bist
Nimm die Alge zum Verzehr,
Denn sie bekämpft für dich das Gift,
wo dir fehlt die Gegenwehr!*

Nutzung für andere Zwecke

Zurück zu den Fakten: Die Grünalgen erbringen besonders hohe Erträge, wenn man sie mit Abwasser (Kloakenwasser) düngt. Das Abwasser wird zudem so gereinigt. Solche Anlagen gibt es in Israel und in Südafrika. Die Ernte aus diesen Algen/Bakterien-Mischkulturen ist natürlich nicht unmittelbar für die menschliche Ernährung geeignet, wohl aber als Viehfutter, unter anderen für Hühner und Fische. Versuche dazu haben gezeigt, dass besagte Kulturen von hohem Futterwert und toxikologisch unbedenklich sind. Der Mensch kann die damit gefütterten Tiere unbedenklich verzehren.

Nur kurz soll erwähnt werden, dass Mikroalgen und ihre Inhaltsstoffe, besonders ihre Pigmente, auch für Kosmetika und Salben verwendet werden. In neuerer Zeit sind zwei andere Aspekte für technologische Entwicklungen interessanter geworden. Die Algen binden Kohlendioxid. Es ist aber eine Illusion, diese Fähigkeit großtechnisch effektvoll auszuwerten. Ein modernes Steinkohlekraftwerk mit einer Leistung von 1.100 Megawatt emittiert pro Jahr über 500 Millionen Tonnen Kohlendioxid. Wenn Mikroalgen jährlich davon 25 000 t aufnehmen, also 0,5% der Jahresemission, ist dafür eine Anlage von etwa 215 km² notwendig; das ist knapp ein Drittel der Fläche Hamburgs. Dennoch bietet sich an, Biogasanlagen, bei denen Kohlendioxid als Abfall anfällt, mit Algenkulturen zu verkoppeln.

Aktuell sind auch Versuche, Mikroalgen zur Energiegewinnung zu nutzen. Eine Grünalge, *Botryococcus braunii*, produziert große Mengen langketiger Kohlenwasserstoffe. Bis über 80% des Trockengewichts können aus diesen Ölen bestehen. Sie können in Kraftstoff umgewandelt werden. Aber – ein ganz großes „Aber“: *Botryococcus* wächst nur sehr langsam. Sie verdoppelt sich nur alle drei Tage. Nach besser geeigneten Algen wird gesucht. Phykokraftstoffe, also Kraftstoffe aus Algen sind (noch) nicht auf dem Markt.

Grünalgen produzieren unter bestimmten Bedingungen Methan und Wasserstoff. Die Ausbeute ist aber noch nicht lohnend. An der Universität Bielefeld wird versucht, *Chlamydomonas reinhardtii* gentechnisch zu verändern und so die Wasserstoffbildung zu steigern. Bislang gelang es, die Algen dazu zu bringen, sechsmal so viel Wasserstoff zu produzieren, wie sie es bisher taten. Man braucht aber den

Faktor 50, um kommerziell interessant zu werden, und dazu ein billiges Erzeugungsverfahren, vielleicht eine Kultur in Kunststoffsäcken, aufgehängt unter freiem Himmel. An der Jacobs-Universität Bremen laufen ähnliche Versuche.

Ausblicke

Die Bemühungen, Massenkulturen von Mikroalgen großtechnisch zu nutzen, sind teilweise erfolgreich. Die Erträge sind aber, verglichen mit Produkten aus der Landwirtschaft, noch viel zu teuer. In Mitteleuropa mangelt es zudem (oft) an Sonne und an Wärme. Anlagen in den Tropen oder Subtropen arbeiten effektvoller. Es bleibt sinnvoll, angesichts von Ölkrise, Energiemangel, Umwelt- und Ernährungsproblemen die Algen und die Produktionsverfahren weiter zu verbessern.

Danksagung

Ich danke Herrn Prof. Dr. K. Hausmann, Berlin, und Herrn Dr. E. Hegewald, Jülich, für Literaturhinweise.

Literaturhinweise

Viele Zitate, vor allem neuere Angaben, stammen aus dem Internet, das eine Fülle von mehr oder weniger nützlichen Informationen vermittelt, sowie aus Zeitungen und Zeitschriften. In Ergänzung zu den direkt im Text angegebenen Quellen hier noch einige weitere Literaturhinweise:

- Hausmann, K.: Badewanne beherbergt Billionen – Massenentwicklung von cocallen Grünalgen. Mikrokosmos 98, 35–38 (2009).
- Hegewald, E.: Die Nutzung von Algen für die menschliche Ernährung. Der Biologieunterricht 8, 93–109 (1972).
- Rahn-Huber, U.: Mikroalgen. Südwest Verlag, München 1999.
- Soeder, C. J.: Zur Verwendung von Mikroalgen für Ernährungszwecke. Naturwissenschaften 63, 131–138 (1976).
- Soeder, C. J.: The scope of microalgae for food and feed. In: Sheler, G., Soeder, C. J. (eds.): Algae biomass, p. 9–20. Elsevier, Amsterdam 1980.

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

Buchbesprechung

Dierschke, H., Briemle, G.: Kulturgrasland.

239 Seiten, 86 farbige und 40 sw Abbildungen, 42 Zeichnungen, 20 Tabellen, ISBN 978-3-8001-5641-2.

Pott, R., Remy, D.: Gewässer des Binnenlandes.

255 Seiten, 88 farbige und 90 sw Abbildungen, 23 Farbzeichnungen, 74 Tabellen, ISBN 978-3-8001-5644-3.

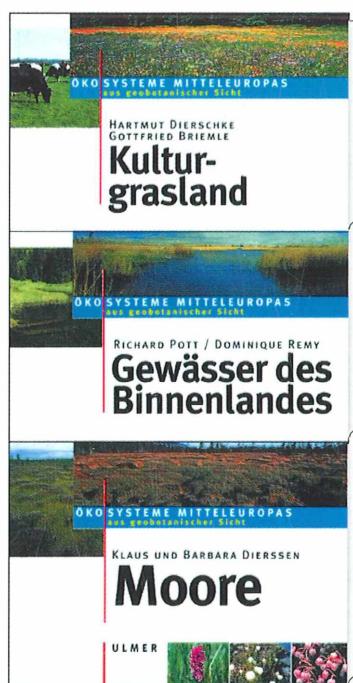
Dierssen, K. und B.: Moore.

230 Seiten, 112 farbige und 35 sw Abbildungen, 16 Tabellen, ISBN 978-3-8001-5643-6.

Alle Eugen Ulmer, Stuttgart 2008, kartoniert, € 19,90.

Die erste Auflage der von Richard Pott herausgegebenen Buchreihe *Ökosysteme Mitteleuropas aus geobotanischer Sicht* war so erfolgreich, dass wenige Jahre nach ihrem Erscheinen die zweite Auflage einiger Bände notwendig wurde. Die Buchreihe liefert ein Bild von der biologischen Vielfalt der Ökosysteme Mitteleuropas und vermittelt eine Vorstellung von ihrem Werden, ihrer Entwicklung, ihrer Funktion sowie vom Gesamtgefüge von Klima, Boden, Pflanze, Tier und Mensch. Sie gibt darüber hinaus eine Kausalanalyse ihrer Stoff- und Energieumsätze.

Thomas Groß, Heidelberg



Abgeblendeter Phasenkontrast – Eine attraktive optische Variante zur Verbesserung von Phasenkontrastbeobachtungen

Jörg Piper

Konventioneller Phasenkontrast ist technisch so ausgelegt, dass die im Kondensor vorhandene Aperturblende voll geöffnet bleibt, wenn Phasenkontrast-Beleuchtung angewendet werden soll. Würde die Aperturblende während einer üblichen Phasenkontrast-Beobachtung geschlossen, hätte dies eine sofortige Bildabdunkelung zur Folge, da der schmale, ringförmige Lichtdurchlass im Inneren des Kondensors von der in nahezu gleicher Ebene befindlichen Aperturblende überdeckt würde. Hieraus folgt, dass bei konventioneller Phasenkontrast-Beleuchtung keine Steigerung der sichtbaren Tiefenschärfe durch Abblenden des Kondensors erreicht werden kann. Diese Einschränkung kann von Nachteil sein, wenn Objekte mit relativ hoher Raumtiefe im Phasenkontrast beobachtet oder fotografiert werden sollen.

Auch Schärfe und Kontrast des mikroskopischen Bildes können bei üblicher Phasenkontrastbeleuchtung nicht durch Abblenden beeinflusst werden. Der Bildkontrast wird ausschließlich von der technischen Auslegung des Phasenringes, der Güte der verwendeten Optik und dem Gangunterschied zwischen Objekt und umgebendem Medium bestimmt. Bei typischen biologischen Phasenobjekten wird das Licht im Mittel um eine viertel Wellenlänge phasenverzögert. Konventionelle Phasenkontrast-Techniken sind so ausgelegt, dass bei einem solchen Gangunterschied ein optimaler Kontrast entsteht. Hieraus ergibt sich, dass der Kontrast feiner Objektstrukturen suboptimal werden kann, wenn der tatsächliche Gangunterschied von diesem Durchschnittswert abweicht. In einigen anderen Kontrastier- und Beleuchtungsarten, zum Beispiel Polarisation und Interferenzkontrast, kann die Aperturblende des Kondensors auch zur Kontrasterhöhung und verbesserten Erkennbarkeit sehr feiner filigraner Strukturen eingesetzt werden, so dass die visuelle Information die des herkömmlichen Phasenkontrasts übertreffen kann.

Typischerweise zeigen Phasenkontrastbilder im Randbereich von Strukturen mehr oder weniger deutlich erkennbare Lichtsäume (Halo-Phänomene), welche als Nachteil dieser Methode zu betrachten sind. Die Intensität dieser Halo-Artefakte ist abhängig von der Schichtdicke des Objektes und den optischen Dichteunterschieden

den zwischen Objekt und Medium. Sie kann bei konventionellen Phasenkontrastbeobachtungen vom Untersucher nicht beeinflusst werden.

In diesem Beitrag soll nun der Prototyp eines modifizierten Phasenkontrast-Mikroskops vorgestellt werden, welcher die Möglichkeit bietet, auch bei Phasenkontrast-Untersuchungen die kondensorseitige Aperturblende in ähnlicher Weise zur Steigerung der Bildqualität einzusetzen, wie dies bei anderen Untersuchungen im durchfallenden Licht geläufig ist. Hieraus ergeben sich für die praktische Beobachtung mehrere Vorteile:

1. Die erhältliche Tiefenschärfe des Phasenkontrast-Bildes kann sichtbar erhöht und an die jeweilige räumliche Struktur des Objekts angepasst werden.
2. Der Kontrast des Objekts kann während der visuellen Beobachtung stufenlos verändert werden; je mehr die Aperturblende geschlossen wird, desto höher ist der erhältliche Bildkontrast.
3. Vorhandene Halo-Phänomene können oftmals verringert werden.

Prinzip des abgeblendeten Phasenkontrasts

Im konventionellen Phasenkontrast befindet sich der Phasenring in der hinteren Brennebene des Objektivs. Der hierzu passende, ringförmige

Lichtdurchlass ist im Kondensor so angeordnet, dass er mit dem Phasenring optisch kongruent ist und in der hinteren Brennebene des Objektivs scharf abgebildet wird. Die Aperturblende des Kondensors projiziert sich ebenfalls in die hintere Brennebene des Objektivs. Hieraus folgt, dass bei dieser Anordnung die Aperturblende nicht verengt werden kann, da sie sich in dieselbe Ebene projiziert wie der ringförmige Lichtdurchlass des Kondensors.

Wenn die Aperturblende des Kondensors zur Abblendung eines Phasenkontrastbildes effektiv eingesetzt werden soll, muss der Kondensor dahingehend abgeändert werden, dass sich die Aperturblende in eine andere Ebene projiziert. Durch eigene praktische Tests konnte ermittelt werden, dass die Aperturblende bei Phasenkontrastbeleuchtung verwendet werden kann, wenn ihre Projektionsebene etwa 5–10 mm unterhalb der hinteren Brennebene des Objektivs, das heißt näher zum Objekt hin verlagert wird. In umgekehrter Weise könnte abgeblendet Phasenkontrast auch realisiert werden, indem der Phasenring in entsprechender Distanz separiert von der hinteren Brennebene des

Objektivs platziert würde. In letzterem Fall könnte die Projektionsebene der Aperturblende wie üblich in der hinteren Brennebene des Objektivs verbleiben. Entscheidend ist somit letztlich, dass die optische Projektionsebene der Aperturblende um 5–10 mm von der realen Ebene des Phasenringes beziehungsweise der Projektionsebene des korrespondierenden Kondensorlichtrings abweicht.

Die durch Abblenden der Aperturblende erreichbaren, qualitätsverbessernden optischen Effekte können nach eigenen experimentellen Tests noch weitergehend gesteigert werden, wenn eine zweite Irisblende etwa zwei Zentimeter unterhalb der Aperturblende in den beleuchtenden Strahlengang eingefügt wird (zweistufige Abblendung). Sofern diese zweite Irisblende leicht dezentriert wird, kann ein schräger Lichteinfall der beleuchtenden Strahlenbündel realisiert werden, so dass der räumliche Charakter des Phasenkontrast-Bildes weitergehend betont wird. Diese Effekte ähneln dem an anderer Stelle beschriebenen Relief-Phasenkontrast (Piper, 2007) und dem dezentrierten Phasenkontrast (Brief, 2005), auch wenn sie mit anderen

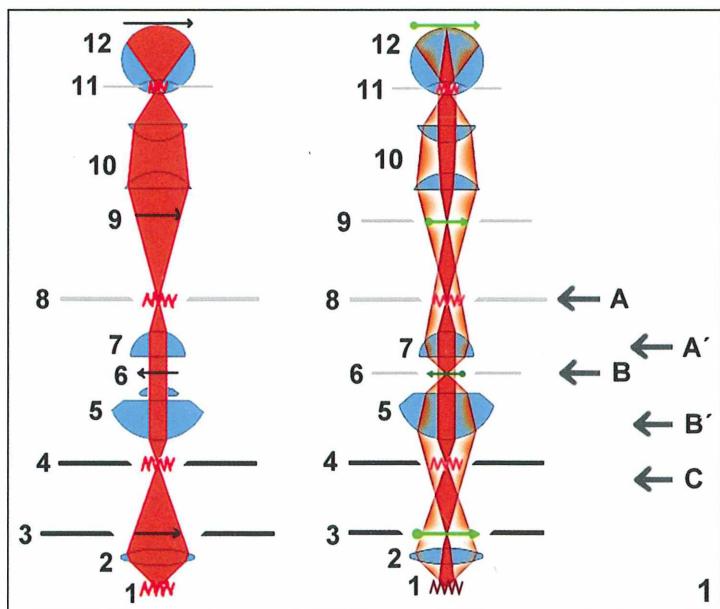


Abb. 1: Beleuchtend und abbildende Strahlengänge im zusammengesetzten Lichtmikroskop (nach Linkenheld). Verschiebungen von Projektionsebenen im abgeblendetem Phasenkontrast. Links: Selektive Darstellung des beleuchtenden Strahlenganges. Rechts: Überlagerte Darstellung der abbildenden und beleuchtenden Strahlengänge.
1 Lichtquelle, 2 Kollektor, 3 Leuchtfeldblende (für Köhler'sche Beleuchtung), 4 Aperturblende (näherungsweise identisch mit der Ebene der Lichtringblende), 5 Kondensor (links mit eingezeichnetem ausklappbarem Kondensorkopf), 6 Objekt (horizontaler Pfeil), 7 Objektiv, 8 hintere Objektivbrennebene

(Austrittspupille = Position des Phasenringes), 9 Zwischenbild, 10 Okular, 11 hintere Okularbrennebene (Austrittspupille), 12 Auge. A Projektionsebene der Aperturblende im konventionellen Strahlengang, A' Verschiebung von Ebene A im abgeblendetem Phasenkontrast, B Projektionsebene der Leuchtfeldblende im konventionellen Strahlengang, B' Verschiebung von Ebene B im abgeblendetem Phasenkontrast, C Position einer separaten Irisblende für zusätzliche Kontrastverstärkung und Relief-Effekte.

optischen Mitteln erzeugt werden. Die abbildenden und beleuchtenden Strahlengänge mit ihren zugehörigen konjugierten Ebenen und deren vorbeschriebene Verschiebungen werden in Abbildung 1 veranschaulicht.

Praktische Realisierung von abgeblendetem Phasenkontrast

Da auf dem allgemeinen Gerätemarkt derzeitig keine vorgefertigten technischen Lösungen zur Anwendung von abgeblendetem Phasenkontrast vorhanden sind, musste mit verschiedenen Hilfsmitteln ein Prototyp zur Erzeugung dieser Beleuchtungsart realisiert werden. Zu diesem

Zweck wurde ein für Unendlich-Optik konzipiertes Mikroskop (Leitz SM Lux HL) zunächst in atypischer Weise mit einem Phasenkontrast-Objektiv bestückt, welches für eine Tubuslänge von 160 mm gerechnet ist (Leitz Plan 10/0.25 Phaco 1). Zusätzlich wurde dieses Mikroskop wiederum in atypischer Weise mit einem Phasenkontrast-Kondensator nach Zernike bestückt, welcher ebenfalls für Mikroskope mit endlicher Tubuslänge (160 oder 170 mm) gerechnet ist (Leitz Phasenkontrast-Kondensator 402a).

Das nominell 10fach vergrößernde Phasenkontrast-Objektiv verwandelt sich bei Verwendung an dem erwähnten Unendlich-Mikroskop unter Verringerung seines Arbeitsabstandes in ein

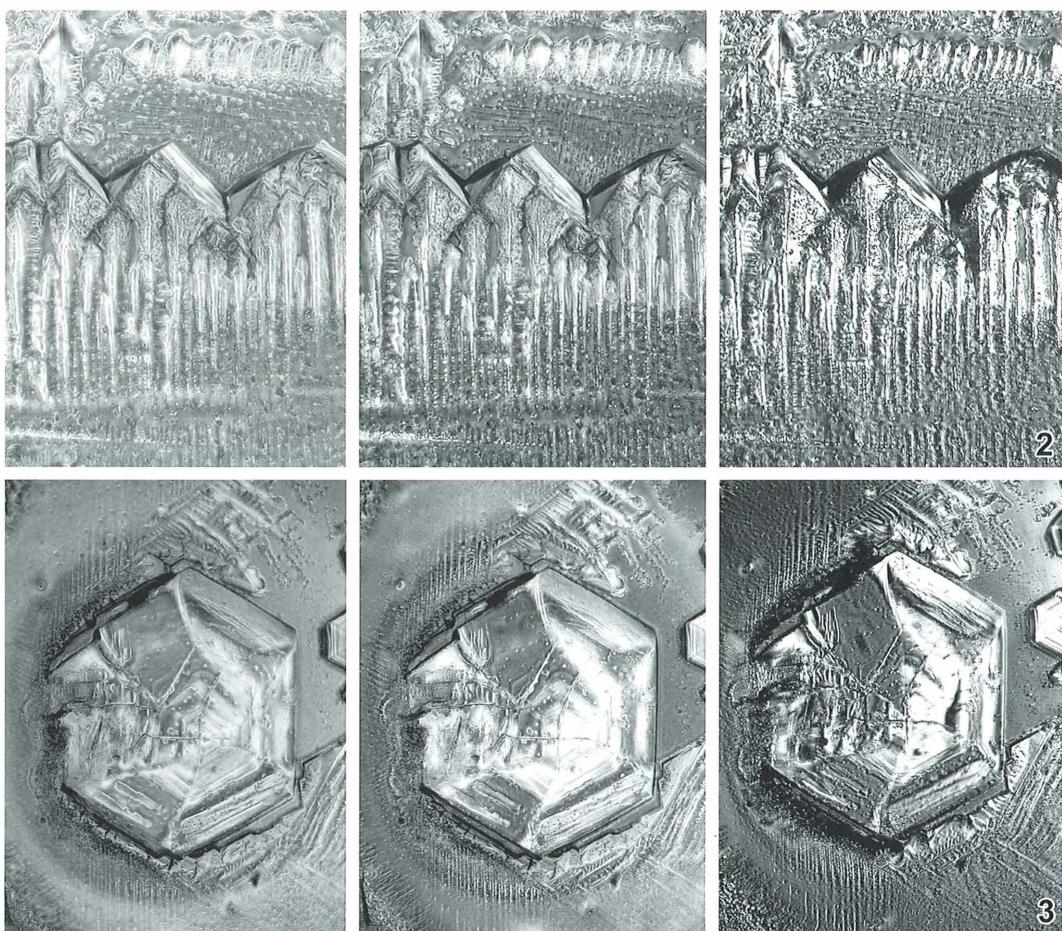


Abb. 2: Alaun, farblose Kristallisationen ohne Deckglas, Schichtdicke 18 µm, konventioneller Phasenkontrast (links), einstufig (Mitte) und zweistufig (rechts) abgeblendeter Phasenkontrast, Objektiv Plan 10x, gerechnet für 160 mm Tubuslänge, horizontale Feldweite (HFW) 0,4 mm. – Abb. 3: Präparat, Objektiv und Bildarrangement wie in Abbildung 2, Schichtdicke 22 µm, HFW 0,8 mm.

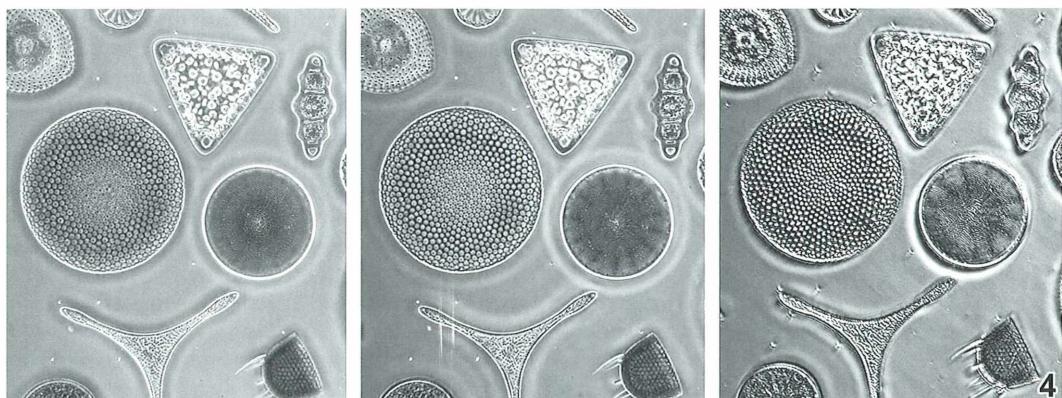


Abb. 4: Diatomeen-Schalen, Legepräparat unter Deckglas, Schichtdicke 12 µm, Objektiv und Bildarrangement wie in Abbildung 2, HFW 0,28 mm.

real etwa 16fach vergrößerndes System. Wenn gleich es optisch nicht für diese Verwendung ausgelegt ist, zeigte sich rein empirisch, dass auch bei dieser zweckentfremdeten Verwendung ein perfekt geeignetes und sehr scharfes, kontrastreiches Bild entstand, welches der ursprünglichen Bildqualität bei systemkonformer Verwendung nicht nachstand.

Der eingesetzte Phasenkontrast-Kondensor besteht aus einer mehrlinsigen Basis, welche Aperturblende und Phasenring beinhaltet und einem der Lichtbündelung dienenden, ausklappbaren Linsenkopf. Um abblendbaren Phasenkontrast mit dem vorerwähnten Objektiv zu erzeugen, musste der Linsenkopf ausgeklappt und an dem Kondensor die Ringlichtblende Nr. 3 eingestellt werden, welche normalerweise für Phasenkontrast-Beobachtungen mit 100fach vergrößernder Ölimmersion vorgesehen ist.

Darüber hinaus musste der Kondensor soweit abgesenkt werden, dass dessen ringförmiger Lichtdurchlass optische Kongruenz mit dem Phasenring des Objektivs erreichte. Diese Abstimmung von Lichtring und Phasenring war visuell mit einer herkömmlichen Einstelllupe kontrollierbar. Es zeigte sich, dass der Kondensor durchaus etwa 5 mm in der Höheneinstellung verändert werden konnte, ohne dass die Kongruenz von Lichtring und Phasenring verloren ging. Auf diese Weise konnte durch begrenzte Höhenverstellung des Kondensors auch die resultierende Projektionsebene der Aperturblende im optischen System variiert werden.

Infolge dieser moderaten Höhenverstellung des Kondensors konnte während der visuellen Be-

obachtung der Charakter des Phasenkontrast-Bildes in feinen Nuancen verändert werden. Dieser Effekt erinnerte an die Handhabung des Phasenkontrastes nach Heine (James, 2003), bei welchem ebenfalls durch eine vertikale Verstellung des lichtausleitenden Elements innerhalb des Kondensors Veränderungen des Phasenkontrast-Charakters erzeugt werden können.

Mit Hilfe des Einstellteleskops wurden in separaten Schritten sowohl der objektivseitige Phasenring als auch die Aperturblende des Kondensors scharf fokussiert und es wurden die diesen Fokussierungen entsprechenden Gegenstandsweiten experimentell ausgemessen. Auf diese Weise konnte ermittelt werden, dass die Phasenringebene und die Projektionsebene der Aperturblende in der beschriebenen Anordnung etwa 5–10 mm auseinander lagen.

Zweistufige Abblendung

Um eine zweistufige Abblendung zu erreichen, wurde zusätzlich eine externe, stufenlos verstellbare Irisblende (maximaler Innendurchmesser 3 cm) an der Kondensorunterseite fixiert. Der reale Abstand zur Aperturblende betrug etwa 2 cm. Wenn diese Irisblende im Innendurchmesser auf etwa 5 mm verringert wurde, ergab sich ein brauchbarer additiver Kontrastierungseffekt. Zur Erzeugung von Relief-Effekten war ausreichend, diese Zusatzblende um wenige Millimeter zu dezentrieren.

Bei deutlich höherer Objektivvergrößerung konnte ein entsprechender Phasenkontrast-

Effekt erreicht werden, indem ein systemkonformes Unendlich-Objektiv von 32facher Eigenvergrößerung (Leitz Phaco Plan 32 \times /0.50/0) an dem erwähnten Mikroskop verwendet wurde, welches für Phasenkontrast-Untersuchungen ohne Deckglas speziell für dieses Gerät gerechnet war.

Im Falle dieses Objektivs musste an dem Phasenkontrast-Kondensor 402a nach Zernike ein Kondensorkopf für höhere Schnittweite (11 mm über Normal) eingesetzt werden. Durch geeignete Höhenverstellung des Kondensors konnte auch bei dieser Anordnung die erforderliche optische Kongruenz von kondensorseitiger Lichtblende und objektivseitigem Phasenring erreicht werden. Gleichzeitig ergab sich wiederum eine hinreichende Separation von Phasenring und Aperturblenden-Projektionsebene, so dass durch Abblendungen des Kondensors eindrucksvolle Steigerungen der Tiefenschärfe und verbesserte dreidimensionale Objektdarstellungen bei reduziertem Halo erreichbar waren.

Insgesamt führte ein moderates Abblenden des Phasenkontrast-Kondensors in allen Testsituationen zu sichtbaren Qualitätsverbesserungen. Eine theoretisch erwartbare Verringerung der lateralen Auflösung infolge Verringerung der Beleuchtungsapertur war im praktischen Einsatz nicht sichtbar.

Eine zweistufige Abblendung erwies sich vor allem als vorteilhaft, wenn Objekte mit hoher Raumtiefe oder bei komplexer räumlicher Architektur zu beobachten waren. Die Abbildungen 2–5 demonstrieren die erreichbaren Abbildungsqualitäten im abgeblendeten Phasenkontrast bei unterschiedlichen Vergrößerungen und Objekten.

Technischer Ausblick

Anwender, welche sowohl ein Mikroskop für Unendlich-Optik als auch ein separates Instrument für Endlich-Optik zur Verfügung haben, könnten angeregt werden, durch atypische Bestückungen in der beschriebenen Weise diese attraktive Variante des Phasenkontrastes mit überschaubarem Aufwand selbst zu realisieren. Grundsätzlich kann eine solche Vorgehensweise allerdings mit optischen Kompromissen behaftet sein, so dass sicherlich nicht mit jedem Objektiv befriedigende Resultate erzielt werden können.

Diese Einschränkung könnte beseitigt werden, wenn ein spezieller Kondensor für abgeblendeten Phasenkontrast entwickelt würde. Dieser wäre optisch und mechanisch so auszulegen, dass sich die Aperturblende bei allen Objektiv-Lichtring-Kombinationen jeweils in eine abweichende, objektnähere Ebene projiziert, während die Lichtringblende weiterhin in die Ebene des Phasenringes projiziert wird. Zweckmäßigerweise könnte der lichtbündelnde Linsenkopf eines solchen Kondensors als Zoom-Optik ausgebildet werden, so dass die Schnittweite des Beleuchtungsapparates stufenlos veränderbar wäre. Zwei separate Irisblenden (Aperturblende und Zusatzblende für bedarfswise zweistufige Abblendung) wären zweckmäßigerweise vertikal verstellbar anzutreiben, damit auch die Projektionsebenen dieser beiden Blenden stufenlos regulierbar sind. Schließlich

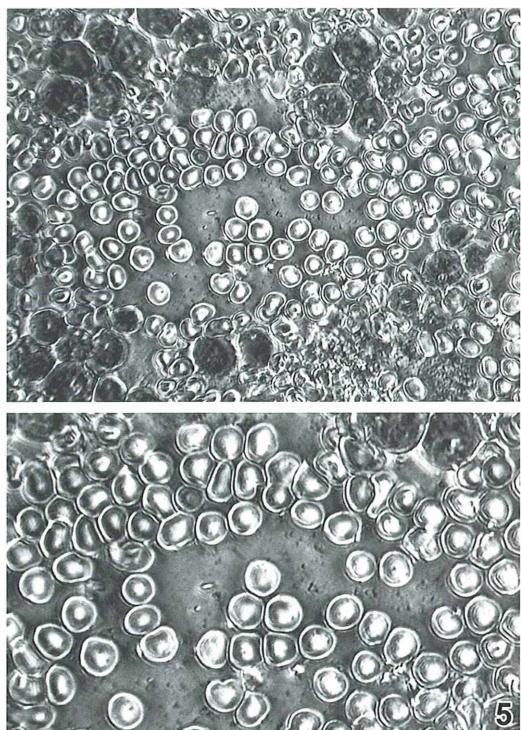


Abb. 5: Leukämie-Blutpräparat, Pappenheim-Färbung, luftgetrockneter Ausstrich ohne Deckglas, Schichtdicke ca. 0,7 µm, zweistufig abgeblenderter Phasenkontrast, Schrägbeleuchtung, oben Übersichtsvergrößerung (HFW 0,16 mm), unten Ausschnittsvergrößerung (HFW 0,09 mm), Unendlich-Objektiv Plan 32 \times , gerechnet für Beobachtungen ohne Deckglas.

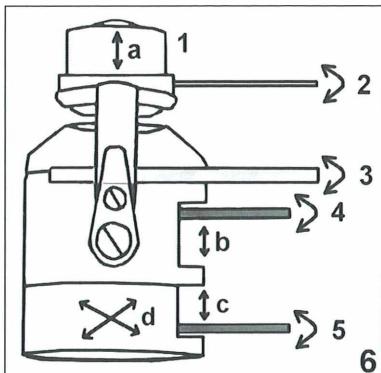


Fig. 6: Konstruktionsskizze eines Spezialkondensors für abgeblendeten Phasenkontrast (weitere Erläuterungen im Text). 1 verstellbarer Kondensorkopf (Zoom-Linsensystem), 2 Hebel für Zoom-Versetzung, 3 Ringscheibe mit Lichtringblenden, 4 Irisblende 1, Aperturblende (vertikal verschiebbar), 5 Irisblende 2 als Zusatzblende für zweistufige Abblendung (vertikal und horizontal verschiebbar), Pfeil a Linsenververschiebung im Zoom-Kondensorkopf, Pfeil b Vertikalverschiebung der Aperturblende, Pfeil c Vertikalverschiebung der Zusatzblende, Pfeilkreuz d Horizontalverschiebung der Zusatzblende (**für exzentrische Beleuchtung**).

könnte die tiefer gelegene zweite Irisblende horizontal verschiebbar sein, um durch stufenlose Dezentrierung eine geeignete dreidimensionale Darstellung bei Schrägbelichtung zu ermöglichen. Abbildung 6 zeigt die Konstruktions-skizze eines solchen Kondensors.

Alternativ könnten auch spezielle Phasenkontrast-Objektive für abgeblendeten Phasenkontrast entwickelt werden, in denen der jeweilige Phasenring hinreichend separiert von der hinteren Brennebene des Objektivs montiert würde. In diesem Fall könnte der Kondensor optisch so ausgelegt werden, dass sich die Aperturblende wie üblich in die hintere Objektivbrennebene projiziert und die Lichtringblende in die neu definierte Ebene des Phasenrings.

Unter den skizzierten technischen Prämissen dürfte die beschriebene Methode das Potential haben, Phasenkontrast-Untersuchungen in allen lichtmikroskopisch nutzbaren Vergrößerungsbereichen qualitativ nachhaltig zu verbessern.

Literaturhinweise

Brief, J.: Minimal dezentrierter Phasenkontrast – Eine sehr einfache Methode zur Kontrastverbesserung bei hoher Vergrößerung. *Mikroskopie* 94, 203–205 (2005).

James, P.: The Heine condenser, part 1. Some thoughts concerning a very useful substage accessory. www.microscopy-uk.org.uk/mag/artsep03/pjheine.html, 2003.

James, P.: The Heine condenser, part 2. The operational aspects and imagery. www.microscopy-uk.org.uk/mag/artnov03/pjheine2.html, 2003.

Linkenheld, Ch.: Köhlers – theoretischer Hintergrund. www.mikroskopie.de/kurse/koehlertheorie.htm, 2002.

Piper, J.: Relief-Phasenkontrast – Eine universell einsetzbare Modifikation des Phasenkontrasts mit verbesserter Bildqualität. *Mikroskopie* 96, 223–229 (2007).

Verfasser: Prof. Dr. med. Jörg Piper, Meduna-Klinik, Clara-Viebig-Str. 4, 56864 Bad Bertrich



Friedensstifter

Sie für Ihr Patenkind. Ihr Patenkind für seine Welt.

Eine Patenschaft bewegt. Werden Sie Pate!

Für mehr Informationen

rufen Sie uns an:

0180 33 33 300

(9 Cent/Min. aus dem dt. Festnetz;
Mobilfunktarif ggf. abweichend)

Kindernothilfe e. V.

Düsseldorfer Landstraße 180

47249 Duisburg

www.kindernothilfe.de

KINDER
NOT
HILFE



Nachricht

Heiliges Meer – Kursprogramm 2009

Herzlich willkommen in der Außenstelle Heiliges Meer! Heiliges Meer – ein Ort voller Geschichten und ein einzigartiges Naturschutzgebiet in Recke und Hopsten (Kreis Steinfurt). Das LWL-Museum für Naturkunde Münster unterhält in diesem Paradies für Wasserfloh, Sonnentau und Libelle eine biologische Außenstelle. Hier werden ganzjährig ein- und mehrtägige naturkundliche Kurse für alle Interessierten angeboten. Die Kursteilnehmer erkunden das Gebiet auf Exkursionen, nutzen die Arbeitsplätze im Seminar- und Kursraum und übernachten in der Außenstelle. Für einfache Gewässeranalysen und biologische Untersuchungen ist das hydrobiologische Labor bestens ausgestattet.

Zahlreiche Erdfallseen entstanden aufgrund der geologischen Besonderheit des Untergrundes dieses Gebietes. Das Naturschutzgebiet ist etwa 100 ha groß. Es bietet auf Wanderwegen die Möglichkeit zu Naturbeobachtungen von natürlichen Ökosystemen wie Seen, Tümpeln und Wäldern sowie Elementen historischer Kulturlandschaft, etwa Heiden und Feuchtgrünland. Die Kurse werden in Kooperation mit der SGV-Wanderakademie (Arnsberg) angeboten.

Kurs	Termin	Leiter
Gräserkurs:	2.7.–5.7.2009	Dr. Th. Hövelmann, Münster
Insektenkurs:	6.7.–9.7.2009	H. O. Rehage, Münster, Dr. H. Terlutter, Münster
Spinnenkurs:	31.7.–3.8.2009	Dr. M. Kreuels, Münster
Vegetation der Seen und Weiher im NSG Heiliges Meer	8.8.–9.8.2009	Dr. M. Herrmann, Hannover, Dr. J. Pust, Recke
Heuschreckenkurs:	21.8.–23.8.2009	M. Bußmann, Gevelsberg
Blütenpflanzen bestimmen lernen:	29.8.–30.8.2009	Dr. Th. Hövelmann, Münster
Wanzenkurs:	11.9.–14.9.2009	P. Schäfer, Telgte
Säugeterkurs: Bestimmungsübungen und Faunistik heimischer Säugetiere in Zusammenarbeit mit der Westfälischen AG für Säugetierkunde.	2.10.–5.10.2009	M. Lindenschmidt, Hörstel, Dr. H. Vierhaus, Bad Sassendorf
Pilzkurs:	15.10.–18.10.2009	Prof. Dr. E. Langer, Kassel
Mooskurs:	19.10.–22.10.2009	Dr. C. Schmidt, Münster
Flechtenkurs:	22.10.–25.10.2009	Prof. Dr. F. J. A. Daniëls, Münster
Moorgesichte und Pollenanalyse:	13.11.–15.11.2009	Prof. Dr. H. Küster, Hannover

Kursablauf

Die Kurse beginnen in der Regel am ersten Tag um 14:00 Uhr und enden am letzten Tag um circa 12:30 Uhr. Ausnahmen sind die Kurse „Vegetation der Seen und Weiher“ und „Blütenpflanzen bestimmen lernen“, die am ersten Tag um 10:00 Uhr beginnen und am letzten Tag um 16:00 Uhr enden. Die Kursgebühren bewegen sich – je nach Kursstruktur – zwischen 28,00 und 37,00 €.

Die Kurse sind anerkannt nach dem Arbeitnehmerweiterbildungsgesetz. Die Kursangebote richten sich an alle naturkundlich Interessierten. Das Gebäude bietet Übernachtungsmöglichkeiten für 32 Personen, zumeist in 2-Bett-Zimmern. Die Kursteilnehmer werden in der Außenstelle für 19,00 € pro Tag verpflegt. Eine Selbstverpflegung ist nicht erlaubt. Ein Anspruch auf reduzierte Kursgebühren für Schüler, Studenten und Auszubildende muss nachgewiesen werden. Unterbringungskosten (inkl. Bettwäsche) sind in der Kursgebühr enthalten. Wir freuen uns auf Ihre schriftliche Anmeldung per Fax, Brief oder E-Mail!

Kontakt

LWL-Museum für Naturkunde, Westfälisches Landesmuseum mit Planetarium, Außenstelle Heiliges Meer, Bergstraße 1, 49509 Recke, Tel.: 0 54 53/9 96 60, Fax: 0 54 53/9 96 61, Internet: www.lwl.org/LWL/Kultur/WMfN/Heiliges_Meer/

AUGENBLICK



Vererbte Netzhaut-Degeneration:
Makula-Degeneration, Retinitis pigmentosa, Usher-Syndrom,
Alters-Makula-Degeneration...jeder 40. in Deutschland.
Restsehen und Erblindung sind immer noch die bitteren Folgen.

Hinnehmen? Nein. Handeln? Ja.

PRO RETINA arbeitet aktiv als anerkannte Selbsthilfegruppe:
Praktische Lebenshilfe - von der Kindheit bis ins Alter. Gezielte
Unterstützung sinnvoller Forschung.

LICHT INS DUNKEL. PRO RETINA.

...UND SIE:

Konto-Nr. 54 800-605, BLZ 500 100 60, Postgirokonto Frankfurt.
PRO RETINA Deutschland e.V., Vaalser Str. 108, 52074 Aachen

FLEGEL • KOHN STUTTGART

Impressum

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

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

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

Anzeigenpreise: Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2009.

Lieferkonditionen (2009): Band 98 (1 Band mit 6 Ausgaben)

Abopreise* (2009):

Land	Bandpreis	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH*	82,00 EUR	51,00 EUR	17,00 EUR

* Deutschland, Österreich, Schweiz

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

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

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

Abonnements: Bitte richten Sie Ihre Bestellung an Elsevier GmbH, Aboservice, Postfach 4343, 72774 Reutlingen.

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

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Reutlingen, Kontonummer 159 9950 (BLZ 640 700 85), IBAN DE54 6407 0085 0159 9950 00; BIC DEUTDESS640

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

Bitte geben Sie bei der Zahlung Ihre vollständigen Daten an.

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

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

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

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

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

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

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

Hinweise für Autoren

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte auf fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Zugunsten der Themenvielfalt in einem Heft können keine überlangen Artikel berücksichtigt werden. Ein Manuskript darf bei 1,5fachem Zeilenabstand und einer 12-Punkt-Schriftgröße einschließlich der Literaturhinweise und Bildlegenden nicht länger als 10 Seiten sein; der Abbildungsanteil darf insgesamt vier Druckseiten nicht überschreiten (Platzbedarf der Abbildungen gemäß der vorgegebenen Bildgrößen berechnen). Der Text wird durch Zwischenüberschriften untergliedert. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy auf einer 3,5"-Diskette (kein Macintosh) oder 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. Auch 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. *Mikroskopie* 94, 175–180 (2005).

Kudryavtsev, A., Smirnov, A.: *Cochliopodium gallicum* n. sp. (*Himatomenida*), an amoeba bearing unique scales, from cyanobacterial mats in the Camargue (France). *Europ. J. Protistol.* 42, 3–7 (2006).

Buchzitate:

Larinik, 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. Zusätzliche Sonderdrucke können auf Nachfrage vom Verlag auf eigene Kosten bezogen werden.

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

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 umseitige Bild zeigt einen Querschnitt durch den Fruchtknoten einer Stachelbeere. Trichromfärbung nach Gormi, behandelt nach Nawaschin.

Aufnahmetechnik: Zeiss Standard Stativ, Planapochromat 10/0,32, DSLR Pentax *istDS. Foto: Michael Dillberger, Puchheim.

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.

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz.

300229

