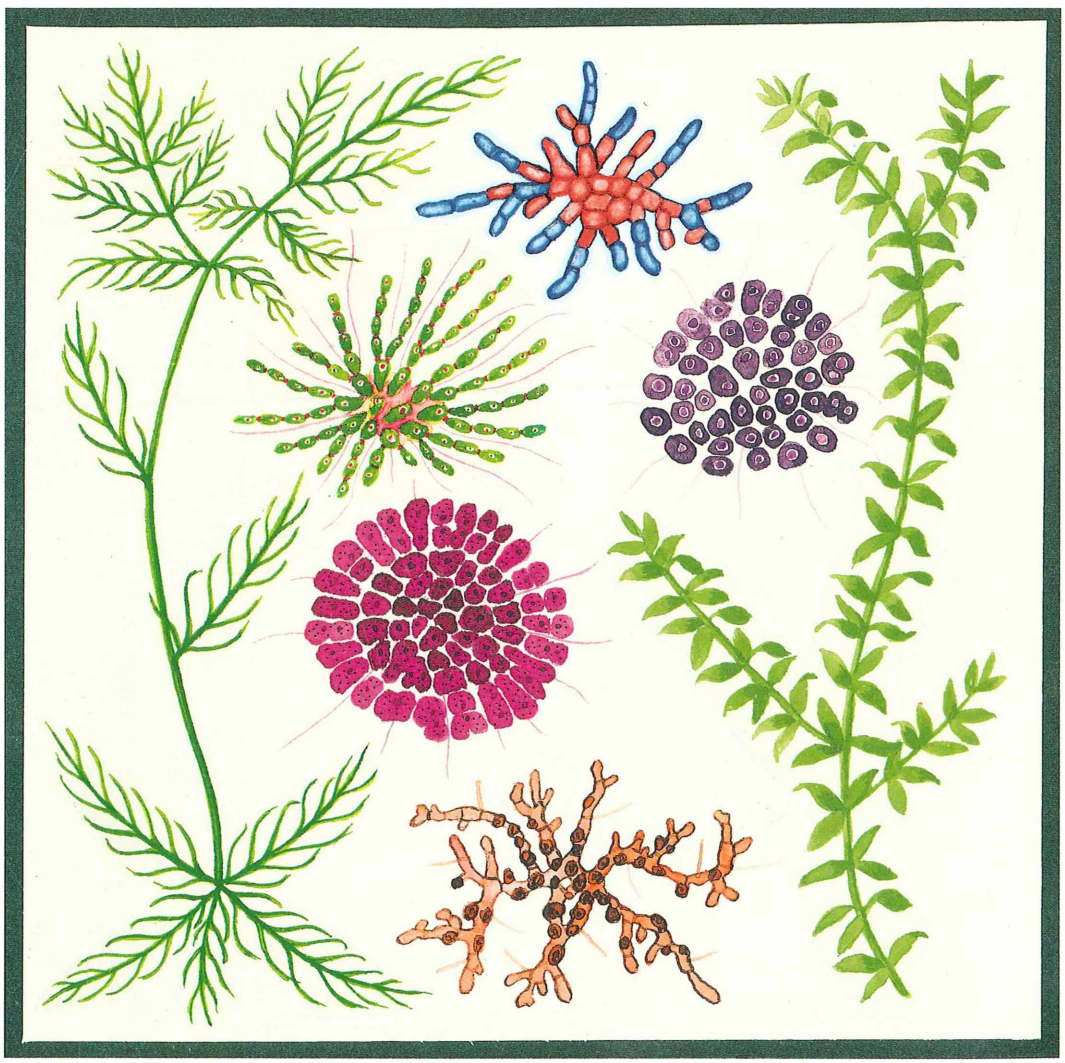
II-90372/100,4

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

100. Jahrgang

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos ◆ ISSN 0026-3680 ◆ Heft 4, Juli 2011



MIKROKOSMOS
Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

193 Zieralgen des Naturschutzgebiets Todtenauer Moor im Bayerischen Wald
Hans Jürgen Steinkohl

201 Vom Keimling zum Thallus – Beobachtungen an Aufwuchsalgen
Erich Lüthje

209 Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Krebse
Rudolf Drews

217 Folliculiniden aus dem Hiddenseer Bodden
Teil 1: Der Schwärmer
Wolfgang Bettighofer

223 Nurflügler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt.
Teil 1: Funktionsmorphologie und Gleitflug
Werner Nachtigall

241 Mikroskopischer Einblick in Deformations- und Mineralumwandlungsprozesse von Scherzonen
Robert Sturm

248 *Jones Most Improved Microscope* von Peter Dollond
Erich Steiner

Rubriken

208, 222, 247
Buchbesprechungen

214, 216, 253
Nachrichten

216, 253, 255
Aus den Arbeitsgemeinschaften

232
Mikro-Galerie

252
Mikro-Cartoon

254
Mikro-Dialoge

255
Mikro-Markt

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

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: Verschiedene Aufwuchsalgen (Aquarell von Hans Brogmus, Bielefeld).
Siehe Artikel E. Lüthje, S. 201–208.

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

Zieralgen des Naturschutzgebiets Todtenauer Moor im Bayerischen Wald

Hans Jürgen Steinkohl

Auf Anfrage des Sachgebiets Umweltgestaltung der Regierung von Niederbayern wurde der Autor gebeten, das Naturschutzgebiet (NSG) Todtenauer Moor im Bayerischen Wald vorrangig auf sein Zieralgenvorkommen hin zu untersuchen. Um dies zu ermöglichen, wurde mir für 2010 ein Betretungsrecht des NSG mit Begleitperson eingeräumt.

Das circa 148 Hektar große Naturschutzgebiet Die Todtenau liegt im östlichen Teil des vorderen Bayerischen Waldes auf einer Höhe von etwa 700 m über Normalnull und gehört zur Gemeinde Kirchberg/im Wald, im Landkreis Regen und Deggendorf.
Es wurde 1983 als Naturschutzgebiet ausgewiesen und seit dieser Zeit werden erfolgreich Renaturierungsmaßnahmen durchgeführt, nachdem die natürliche Moorlandschaft in den letzten Jahrhunderten durch Landwirtschaft mit einhergehender Entwässerung sowie Aufforstung stark beeinträchtigt worden war. Es lagen sogar Planungen vor, den Torf in großem Stil abzubauen.
Seit der letzten Eiszeit vor etwa 13.500 Jahren wächst die Torfschicht, und somit ist das NSG Todtenau auch ein wichtiges Archiv für die Klima- und Vegetationsgeschichte, sodass die Geschichte des Moores seit einigen Jahren von der Universität Regensburg untersucht wird. Mit Spezialbohrern werden dabei Bodenproben aus dem Torfkörper entnommen und anschließend analysiert. So lässt sich sowohl die Waldentwicklung seit der Eiszeit als auch die Besiedlung und Bewirtschaftung des Bayerischen Waldes nachvollziehen. Mit einer maximalen Torfstärke von bis zu neun Metern ist Die Todtenau eines der ältesten und bedeutendsten Moore im Vorderen Bayerischen Wald.

Mit Rupert Lenzenweger im Moor

„Ein Tag mit Rupert Lenzenweger", so habe ich einmal im MIKROKOSMOS meinen Artikel genannt (Steinkohl, 1992), in dem ich über meine erste gemeinsame Exkursion mit dem Desmidiaceen-Kenner Lenzenweger berichtet hatte. Seine Begeisterung für die Zieralgen teile ich nun seit vielen Jahren und durch die gemeinsamen Exkursionen sind wir gute Freunde geworden. Für den MIKROKOSMOS-Leser, dem der Name Lenzenweger nicht viel sagt, möchte ich nur kurz erläutern: Prof. Lenzenweger gehört weltweit mit zu den bekanntesten Zieralgen-Kennern, der sich nicht nur mit seiner Bestimmungsliteratur *Desmidiaceenflora*

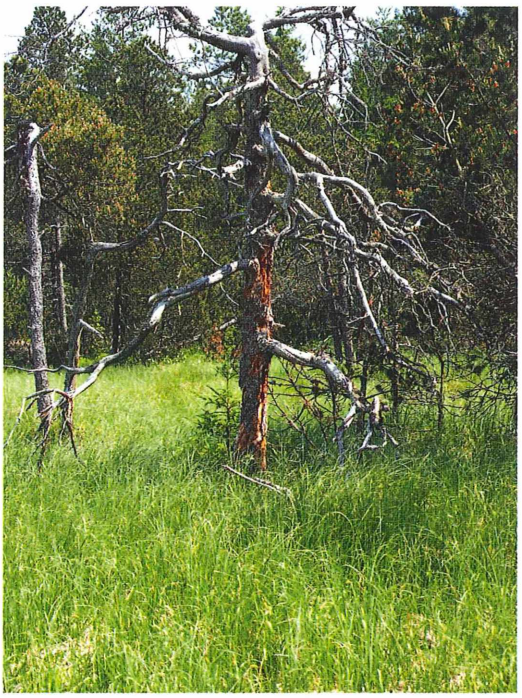


Abb. 1: Hochmoorbereich des Naturschutzgebiets Todtenau.

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

von Österreich in Fachkreisen seit Jahren einen Namen gemacht hat. Viele langjährige MIKROKOSMOS-Leser, die Rupert Lenzenweger beispielsweise auf einem der jährlichen Pfingsttreffen persönlich kennenlernen durften, werden mir zustimmen, dass eine gemeinsame Moor-Exkursion mit Prof. Lenzenweger immer ein Erlebnis besonderer Art darstellt. So habe ich ihn auf die mikroskopische Untersuchung des NSG Todtenau angesprochen, und er hatte spontan zugesagt, sich daran zu beteiligen.
An zwei herrlichen Tagen mit „bayerisch blauem Himmel" haben wir gemeinsam im Juni und Oktober 2010 zahlreiche Proben aus den verschiedensten Bereichen des Moores mit der Pipette entnommen und in die obligatorischen Filmdosen übertragen, wo sie zuhause ausgewertet und die aufgefundenen Zieralgen bestimmt und aufgelistet wurden. Obwohl mir gute Bestimmungsliteratur für den Bereich Zieralgen zur Verfügung steht, sind beispielsweise bei den schwierigen Gattungen der Staurastren und Cosmarien manche Zweifel bei der Bestimmung aufgetreten. Hier kam mir die große Erfahrung von Prof. Lenzenweger zugute, wobei mich seine präzise und schrittweise Vorgehensweise bei schwierigen Bestimmungen immer wieder fasziniert hat.

Zu den Sammelgebieten des NSG Todtenauer Moor

Aus mikroskopischer Sicht haben wir das gesamte zu untersuchende Areal in folgende drei Bereiche eingeteilt: Das Hochmoor, den kleinen Teich beim Forstweg und die große, freie Renaturierungsfläche beim Hochsitz. Der Flurname des Hochmoores Todtenau umfasst ein mehr oder weniger kreisförmiges Gebiet, welches auf gesamter Fläche mit einem homogenen Spirkenbestand bestockt ist (Abb. 1). Unter Spirke versteht man eine besondere Wuchsform der Bergkiefer (*Pinus montana*), allgemein als Latsche bekannt. Während die Latsche aber fast ausschließlich eine niedrige, strauchige Form ausbildet, stellen die echten Spirken (*Pinnus uncinata*) mit ihrer baumartigen Wuchsform der Bergkiefer eine Seltenheit dar.
Lediglich der Ostrand des Moores kann noch als naturnah bezeichnet werden, die westliche Randzone wurde im Laufe der Jahre durch Entwässerung und Grünlandnutzung verändert. Am vielfältigsten ausgebildet ist die südliche Randzone, wo der Moorrandwald in verschiedene Lagg-Ausbildungen übergeht, die in Randgräben entwässern (Lagg = nasse Randzone, die das Moor umgibt). Stellenweise sind in diesem Bereich auch offene Torfmoos-Schwingrasen anzutreffen.

Sammelergebnis

Obwohl zunächst vielversprechend, ergab die Probenauswertung des Hochmoores bereits vor Ort einen geringen Artenreichtum, der sich vorrangig auf säureliebende Zieralgen wie beispielsweise *Netrium digitus* und *Closterium striolatum* beschränkte.
Wesentlich erfolgreicher sind wir bei dem kleinen Teich beim Forstweg und der offenen Renaturierungsfläche gewesen (Abb. 2 und 3). Bereits bei den ersten Probennahmen aus der

Abb. 2: Kleiner Teich beim Forstweg mit Blick auf die Renaturierungsfläche im Hintergrund. – **Abb. 3:** Tümpel gegenüber dem Hochsitz in der Renaturierungsfläche.

Randzone des kleinen Teiches hat die Artenvielfalt der festgestellten Zieralgen überrascht, sodass wir diese beiden Bereiche intensiver untersucht haben. Die nachfolgende Gattungs- und Artenliste (Tabelle 1) der aufgeführten Zieralgen ist also vorrangig das Sammelergebnis aus diesen beiden Bereichen, wobei die Artenvielfalt im Sammelmonat Juni am zahlreichsten war.
Was uns bei der Zusammenstellung der Artenliste besonders aufgefallen ist: Sowohl im Juni als auch im Oktober war in keiner einzigen Probe eine Alge aus der Gattung *Pleurotaenium* gefunden worden. Dies ist bei der großen Anzahl der entnommenen Proben absolut ungewöhnlich, nachdem die einzelnen Vertreter der Gattung *Pleurotaenium* entsprechend der herangezogenen Literatur in fast allen sauren bis alkalischen Milieutypen vorkommen. Allerdings werden in der Roten Liste die dort erwähnten *Pleurotaenium*-Arten als „stark gefährdet", ja sogar einige „als vom Aussterben bedroht" bezeichnet.

Objekt	**Länge x Breite [µm]**	**Vorkommen nach Literatur**	**Rote Liste Status**
Arthrodesmus octocornis	14–22/15–18	Begleitart	nicht erwähnt
Closterium abruptum var. *abruptum*	100–240/11–19	verbreitet	gefährdet
Closterium acerosum var. *acerosum*	250–850/25–60	häufig	derzeit ungefährdet
Closterium acutum var. *acutum*	40–155/2–8	häufig	derzeit ungefährdet
Closterium cornu var. *cornu*	100–160/6–11	vereinzelt	gefährdet
Closterium cynthia var. *cynthia*	90–150/11–19	ziemlich häufig	gefährdet
Closterium idiosporum var. *idiosporum*	110–310/6–14	verstreut	gefährdet
Closterium lunula var. *lunula*	400–650/60–100	häufig	derzeit ungefährdet
Closterium moniliferum var. *concavum*	190–450/26–60	selten	Daten mangelhaft
Closterium moniliferum var. *submoniliferum*	210–350/37–70	sehr selten	Daten mangelhaft
Closterium navicula var. *navicula*	25–105/8–22	häufig	gefährdet
Closterium nilssonii var. *nilssonii*	130–250/14–16	häufig	nicht erwähnt
Closterium parvulum var. *parvulum*	90–130/10–15	häufig	derzeit ungefährdet
Closterium praelongum var. *brevius*	150–460/10–24	häufig	derzeit ungefährdet
Closterium rostratum var. *rostratum*	300–500/20–30	häufig	gefährdet
Closterium striolatum var. *striolatum*	200–400/25–40	häufig	gefährdet
Closterium tumidum var. *tumidum*	70–155/10–21	selten	Daten mangelhaft
Closterium venus var. *venus*	55–105/6–14	häufig	gefährdet
Cosmarium caelatum var. *caelatum*	40–50/36–38	verbreitet	stark gefährdet
Cosmarium contractum var. *contractum*	30–50/20–30	verbreitet	gefährdet
Cosmarium contractum var. *ellipsoideum*	35–50/28–45	verbreitet	nicht erwähnt
Cosmarium hammeri var. *homalodermum*	50–65/40–60	verstreut	stark gefährdet
Cosmarium nasutum f. *granulatum*	30–50/23–40	Begleitart	nicht erwähnt
Cosmarium pseudonitidulum var. *validum*	70–85/60–70	vereinzelt	stark gefährdet
Cosmarium pseudopyramidatum var. *extensum*	60–70/40–45	sehr selten	Daten mangelhaft
Cosmarium punctulatum var. *punctulatum*	20–40/20–38	sehr selten	gefährdet
Cosmarium regnelli var. *minimum*	10–20/10–16	Begleitart	gefährdet
Cosmarium tinctum var. *tinctum*	12–15/7–12	Begleitart	gefährdet
Cosmarium vogesiacum var. *vogesiacum*	19–23/18–22	selten	nicht erwähnt

(Fortsetzung auf S. 196)

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

Fortsetzung von S. 195

Objekt	Länge x Breite [µm]	Vorkommen nach Literatur	Rote Liste Status
Euastrum bidentatum var. *bidentatum*	40–50/30–40	verbreitet	gefährdet
Euastrum humerosum var. *affine*	120–140/65–75	verbreitet	stark gefährdet
Euastrum humerosum var. *humerosum*	120–140/65–75	verbreitet	stark gefährdet
Euastrum oblongum var. *oblongum*	140–180/65–85	weit verbreitet	gefährdet
Euastrum pinnatum var. *pinnatum*	120–150/65–75	sehr selten	stark gefährdet
Hyalotheka dissiliens f. *bidentula*	15–30/17–35	weit verbreitet	nicht erwähnt
Hyalotheka dissiliens var. *dissiliens*	15–25/20–30	weit verbreitet	derzeit ungefährdet
Micrasterias papillifera var. *papillifera*	100–150/95–150	weit verbreitet	gefährdet
Micrasterias thomasiana var. *notata*	200–250/170–220	weit verbreitet	gefährdet
Netrium digitus	90–450/30–100	häufig	gefährdet
Onychonema filiforme	10–15/10–17	sehr selten	nicht erwähnt
Penium spirostriolatum var. *spirostriolatum*	100–250/17–28	verbreitet	stark gefährdet
Spirotaenia condensata	60–300/15–30	verbreitet	stark gefährdet
Spondylosium tetragonum	8–10/5–8	selten	stark gefährdet
Staurastrum brachiatum var. *brachiatum*	27–35/25–40	verbreitet	gefährdet
Staurastrum brebissonii var. *brebissonii*	32–40/36–50	verbreitet	gefährdet
Staurastrum iotanum	13–15/14–16	vereinzelt	nicht erwähnt
Staurastrum muricatum	46–60/40–45	weit verbreitet	gefährdet
Staurastrum pyramidatum	65–75/53–58	vereinzelt	stark gefährdet
Staurastrum senarium var. *senarium*	26–33/30–37	verbreitet	nicht erwähnt
Staurastrum sexcostatum var. *productum*	38–44/40–44	weit verbreitet	nicht erwähnt
Staurastrum subbrebissonii	36–42/34–44	vereinzelt	nicht erwähnt
Staurodesmus dejectus var. *dejectus*	20–28/20–28	verbreitet	gefährdet
Staurodesmus glaber var. *glaber*	18–25/16–25	verbreitet	gefährdet
Staurodesmus triangularis	8–16/16–23	vereinzelt	derzeit ungefährdet
Teilingia excavata var. *excavata*	8–16/7–13	weit verbreitet	derzeit ungefährdet
Teilingia granulata	8–15/8–13	weit verbreitet	derzeit ungefährdet

Dokumentation der Funde aus den beschriebenen Gebieten des Moores

Sämtliche Funde sind in Tabelle 1 aufgelistet, für die wichtigsten Gattungen wurde jeweils ein Foto der zugehörigen Art in der nachfolgenden Bildübersicht beigefügt, worin auch der Name der jeweils abgebildeten Art zu entnehmen ist. Um die aufgefundenen, unterschiedlichen Gattungen etwas zu differenzieren, werden ihre wesentlichen Merkmale in einer Kurzbeschreibung erläutert.

Gattung *Closterium* (Abb. 4)

Closterium cynthia var. *cynthia* (Abb. 4)

Zellen meist wesentlich länger als breit, mit kreisrundem Querschnitt und ohne Mitteleinschnürung, mehr oder weniger stark gebogen, selten gerade. Die Zellwand kann glatt, dicht gestreift, gerippt oder verstreut punktiert sein. Die ökologischen Ansprüche sind ziemlich mannigfaltig, vorzugsweises Vorkommen in mäßig saurem Milieu, wenige Arten sind auch auf stark saure Gewässer beschränkt.

Gattung *Cosmarium*

Cosmarium hammeri var. *homalodermum* (Abb. 5)

Innerhalb der Desmidiaceen ist *Cosmarium* mit der größten Artenzahl vertreten, wobei die Größenunterschiede zwischen den einzelnen Arten beträchtlich sind (von wenigen µm bis zu 200 µm). Ebenso groß sind die Unterschiede im Längen- und Breitenverhältnis sowie in ihrem Formenreichtum. Typisch für diese Art ist die Trennung der beiden Zellhälften mit einer tiefen Einschnürung. Das Vorkommen ist breit gestreut, die *Cosmarium*-Arten findet man in sauren bis schwach sauren Moorgewässern aller Arten, aber auch in alkalischen Gewässern, an überrieselten Felsen und an Uferzonen von Fließgewässern.

Gattung *Euastrum*

Euastrum humerosum var. *affine* (Abb. 6)

Zellen meist länger als breit, Mitteleinschnitt (Sinus) meist schmal linear und tief, selten bis zum Sinus erweitert. Die Zellhälften bestehen aus drei bis mehreren unterschiedlich gestalteten Lappen. Die Zellwand ist nicht selten mit Warzen, Stacheln und Granulen versehen. Manche Arten sind sehr anpassungsfähig, so findet man sie als Begleitart in mäßig sauren Nieder- und Zwischenmooren, ausnahmsweise sogar an schwach alkalischen Standorten.

Gattung *Hyalotheka*

Hyalotheka dissiliens f. *bidentula* (Abb. 7)

Die Zellen sind zylindrisch, breiter als lang und zusammen bilden sie unterschiedlich lange, relativ kompakte, fadenförmige Kolonien. Vielfach sind die Zellfäden von einer schlauchförmigen, kompakten Gallerthülle umschlossen. Die Gattung ist sehr anpassungsfähig; man findet sie in schwach sauren Moorgewässern, Waldgräben, Torfstichen. Allgemein weit verbreitet.

Gattung *Micrasterias*

Micrasterias thomasiana var. *notata* (Abb. 8)

Zellen meist etwas länger als breit, die Zellhälften sind deutlich in Scheitel und Seitenlappen unterteilt und jeweils durch tiefe Einschnitte voneinander getrennt. Durch ihre Größe und ihren Formenreichtum gehören sie zu den Lieblingsobjekten der Mikroskopiker. Die meisten Arten bevorzugen ein oligotrophes und saures Milieu, viele Arten sind ziemlich anpassungsfähig und werden auch an schwach alkalischen, selten sogar an schwach eutrophen Standorten gefunden.

Gattung *Netrium*

Netrium digitus (Abb. 9)

Zellen breit spindelförmig oder zylindrisch mit konvexen oder konkaven Seiten. Zellwand ohne erkennbare Strukturen. Die Chromatophoren bestehen aus mehrfach gekreuzt angeordneten Platten, deren Ränder durch unregelmäßig breite Einschnitte stark geschlitzt sind. Vorkommen in stark sauren Schlenken von Hochmooren, teilweise massenhaftes Auftreten.

Gattung *Penium*

Penium spirostriolatum var. *spirostriolatum* (Abb. 10)

Zellen gerade, stets länger als breit, im Querschnitt kreisrund, Mitteleinschnürung – soweit vorhanden – nur sehr seicht. Zellenden (Apizes) breit abgerundet oder abgeflacht. Stellenweise massenhaft in sauren Moorgewässern, in Sumpfwiesen und Waldgräben, ebenfalls in Verlandungszonen.

Gattung *Spirotaenia*

Spirotaenia condensata (Abb. 11)

Zellen wecken- bis spindelförmig, mit abgerundeten oder spitz zulaufenden Enden, meist einzeln oder paarig in einer Gallerthülle. Vorzugsweise in sauren bis mäßig sauren Gewässern, teilweise auch in feuchten Moosen oder an überrieselten Felsen.

Gattung *Staurastrum*

Staurastrum senarium var. *senarium* (Abb. 12)

Sie umfasst morphologisch stark unterschiedliche und voneinander abweichende Formen, und speziell diese Gattung macht es entsprechend schwierig, sie aufgrund ihrer Vielfalt korrekt zu bestimmen. Die Zellen sind stets 3- oder mehrradial, immer einzellig und durch unterschiedlich tiefe Mitteleinschnitte in mehr oder weniger deutlich unterscheidbare Zellhälften unterteilt. Eine Gallerthülle ist vielfach vorhanden. Vorkommen vorrangig in Verlandungs- oder Schwingrasenzonen von Mooren, jedoch auch in Kleingewässern von Niedermooren als Begleitart gefunden.

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

Gattung *Staurodesmus*

Staurodesmus triangularis (Abb. 13)
Die Zellen können oval, halbkreisförmig, spindelförmig, becherförmig, trapezförmig und polygonal sein. Manchmal typisch mit nach außen gerichtetem Stachel. Vereinzelt in Ufer- und Verlandungszonen, mitunter auch in Waldtümpeln und Schlenken alpiner Hochmoore. Allgemein nicht zu häufig.

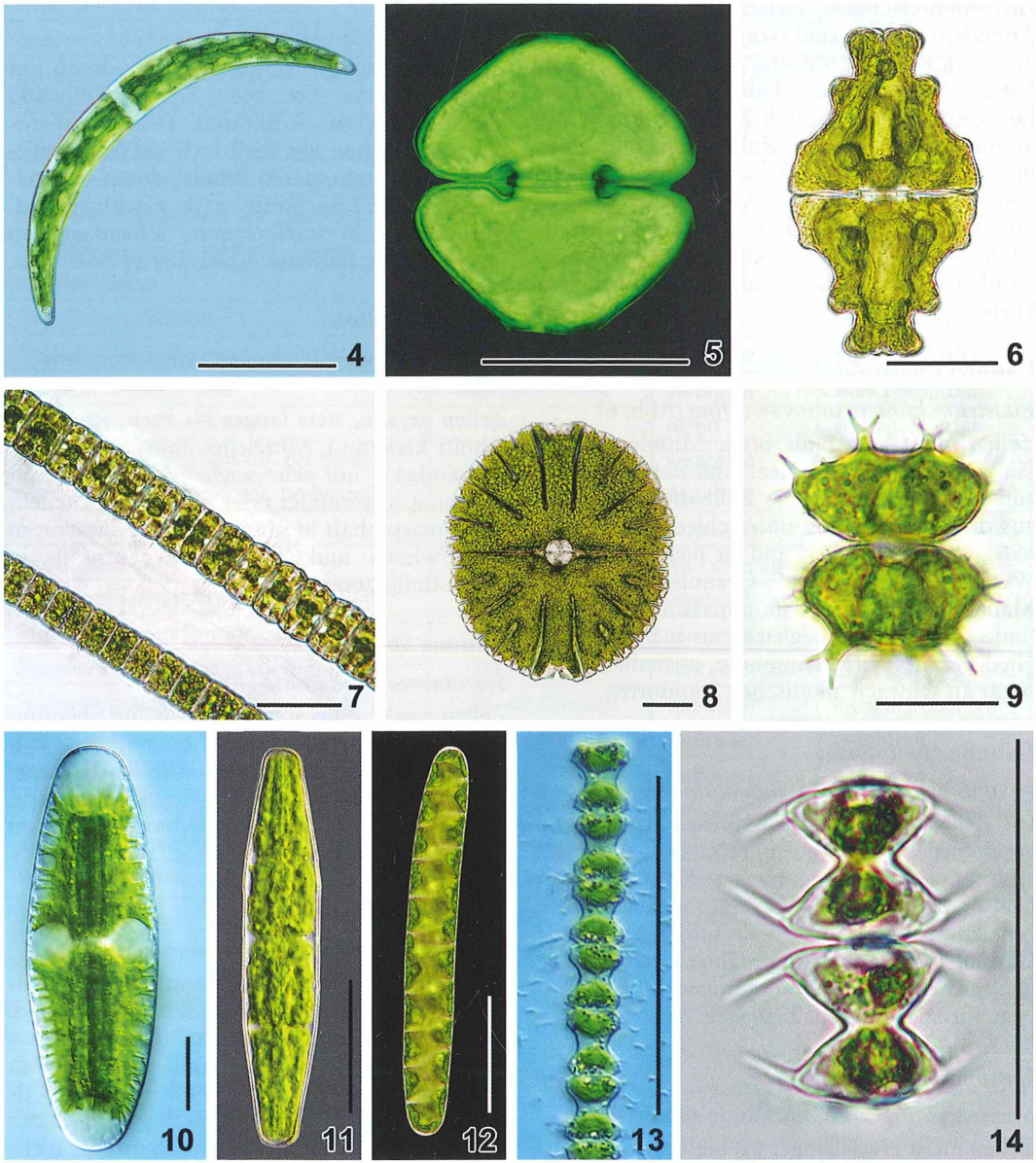


Abb. 4: *Closterium cynthia* var. *cynthia*. – **Abb. 5:** *Cosmarium hammeri* var. *homalodermum*. – **Abb. 6:** *Euastrum humerosum* var. *affine*. – **Abb. 7:** *Hyalotheka dissiliens* f. *bidentula*, unten var. *dissiliens*. – **Abb. 8:** *Micrasterias thomasiana* var. *notata*. – **Abb. 9:** *Staurastrum senarium* var. *senarium*. – **Abb. 10:** *Netrium digitus*. – **Abb. 11:** *Penium spirostriolatum* var. *spirostriolatum*. – **Abb. 12:** *Spirotaenia condensata*. – **Abb. 13:** *Teilingia granulata*. – **Abb. 14:** *Staurodesmus triangularis*, Doppelzelle nach abgeschlossener Teilung.
Maßstriche 50 µm, nur Abbildung 9 Maßstrich 20 µm.

Gattung *Teilingia*

Teilingia granulata (Abb. 14)
Zellfäden nicht verdreht, Gallerte mitunter vorhanden. Die meist abgeflachten Zellen haben einen deutlichen Mitteleinschnitt, beiderseits der Scheitelmitte je eine Granule. Vorkommen in sauren Hochmoorschlenken und Moorgewässern.

Zieralgenbegleitfoto

Nachdem sich die mikroskopische Untersuchung des NSG Todtenau nicht nur auf die Zieralgen zu beschränken hatte, wurden sozusagen als Begleitarten einige interessante Objekte mit erfasst und als Mikrofoto dokumentiert. Hierbei möchte ich besonders auf die schöne Schalenamöbe *Arcella gibbosa* hinweisen, weil sich damit eine eigene Geschichte verbindet (Abb. 15). Aufgenommen wurde die Schalenamöbe zunächst lediglich zur Dokumentation der Fundortproben. Bei der nachfolgenden digitalen Bearbeitung am 11.7.2010 fand im Radio gerade die Übertragung des Fußball-WM-Endspieles Niederlande–Spanien statt, als ich die *Arcella* bei deren Bearbeitung plötzlich als wunderschönen Fußball erkannte. Mit einem Bildbearbeitungsprogramm wurde die ursprüngliche gelbe Grundfarbe der Aufnahme durch „Umkehren" in dieses mystische Blau umgewandelt. Diese Aufnahme werde ich immer mit der ihr eigenen Geschichte verbinden.

Was sind eigentlich Zieralgen?

Für den MIKROKOSMOS-Leser, der sich eventuell als Neueinsteiger in das interessante Gebiet Mikroskopie noch einarbeitet, sind gerade die Zieralgen wegen ihres Formenreichtums ein interessantes Betätigungsfeld. Allgemein gehören die Algen zu den so genannten niederen Pflanzen wie etwa Pilze, Flechten und Moose. Sie umfassen jene Pflanzengruppe, die sich durch ihren scheinbar einfachen Bau von den höheren Pflanzen unterscheidet. Die Algen sind in 13 Stämme unterteilt, und jeder Stamm hat seine eigene genetische Entwicklung im Laufe von Jahrmillionen durchgemacht. Der Stamm der Grünalgen enthält die Ordnung der Desmidiales – dazu gehören auch unsere formenreichen Zieralgen, mit etwa 36 verschiedenen Gattungen.

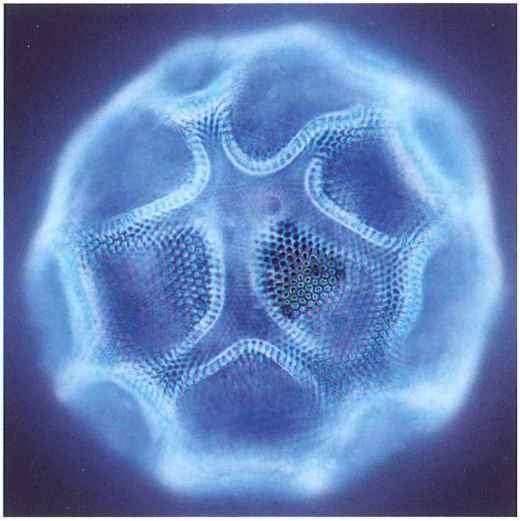


Abb. 15: *Arcella gibbosa*, an einen Fußball erinnernd, Farbe verfremdet.

Algen sind Pflanzen, die sich von den uns sichtbar umgebenden Pflanzen dadurch unterscheiden, dass sie – neben ihrer Kleinheit – kein Gewebe ausbilden, also weder Stamm, noch Wurzel und Blatt haben. Wie bei den Pflanzen üblich, assimilieren auch sie mit Hilfe des Pflanzenfarbstoffes Chlorophyll und des Sonnenlichtes. Sie vermehren sich vorrangig vegetativ durch Zellteilung, wobei ein spezifisches Merkmal dieser Algenfamilie die Zweiteilung der Zellen in spiegelgleiche Zellhälften ist, sodass jede Zelle immer symmetrisch aufgebaut ist.

Wo finden wir Zieralgen?

Desmidiaceen leben im Süßwasser oder aerophytisch, beispielsweise auf feuchter Erde oder auf Felsen. Sie besiedeln kein Brack- oder Salzwasser und meiden weitgehend Fließgewässer. Wenige Arten sind aber auch in Stillwasserzonen von Bächen (außerhalb der eigentlichen Strömung) zu finden. Nur ein kleiner Teil gehört zum Phytoplankton, die meisten siedeln dort in Uferzonen von See und Teichen als Aufwuchs auf Pflanzen, Steinen, Sand. Der bevorzugte Lebensraum sind jedoch Randbereiche von Mooren, wo in Schlenken, Gräben, alten Torfstichen und Schwingrasenbereichen von Moorseen der Artenreichtum am größten ist. Das Artenspektrum kann dabei von Standort

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

zu Standort recht verschieden sein. Ganz allgemein kann jedoch gesagt werden, dass das Vorkommen der Desmidiaceen auf vorwiegend nährstoffarme, unbelastete Gewässer beschränkt ist und nur wenige Arten mit großer Anpassungsfähigkeit auch in mäßig verunreinigten Gewässern zu finden sind.

Sammeln von Desmidiaceen

Für offene Wasserstellen und deren Randzonen, wo direktes Betreten nicht möglich ist, benötigt man ein Planktonnetz. Weit wichtiger aber ist für unsere Zwecke eine kleine Pipette (Einwegspritze aus Kunststoff) – damit ist ein gezieltes Absaugen des Bodenbelages und der bei intensiver Sonnenbestrahlung vom Gewässergrund aufsteigenden Algenflocken sehr leicht zu bewerkstelligen. Bei diesen Flockenbildungen erhält man häufig ein Algenarten-Vorkommen in Reinkultur. Ob sich das Sammeln am jeweiligen Fundort lohnt, das heißt, ob interessantes Algenmaterial in der Wasserprobe vorhanden ist, können wir vor Ort bereits prüfen, indem wir einige Tropfen der entnommenen Probe in der Handfläche mit einer 10–15fach-Lupe durchmustern.

Zum Transport und zur Aufbewahrung haben sich transparente Filmdosen bestens bewährt. Mit einem Aufkleber versehen, können die Dosen den Fundort und das Datum aufzeigen. Zum längeren Aufbewahren können zur Konservierung der Probe jeweils ein paar Tropfen Formalin beigegeben werden. Leider ist damit aber auch ein Schrumpfen des Chloroplasten verbunden, deshalb sollten geplante Mikroaufnahmen kurzfristig nach dem Sammeln erfolgen.

Zur mikroskopischen Technik

Sämtliche Mikroaufnahmen wurden mit einer digitalen Canon Vollformat SLR Kamera aufgenommen, welche über einen Fototubus (Tritubus) mit dem Mikroskop verbunden war. Alle Fotos sind geblitzt, wobei meine TTL-gesteuerte, digitale Mikroblitzanlage zur Anwendung kam (Steinkohl, 2008). Erstmals habe ich auch als Ergänzung meiner Unendlich-Optiken am Mikroskop ein 63×-Trockenobjektiv verwendet (N-Achroplan), welches nach Berücksichtigung verschiedener Anforderungen an die Deckglasstärke und dünnem Wasserfilm unter dem Deckglas als Hellfeldobjektiv eine sehr gute Leistung auch in der Mikrofotografie erbracht hat. So ist beispielsweise die eindrucksvolle *Arcella gibbosa* mit diesem Objektiv aufgenommen worden.

Literaturhinweise

Brook, A. J.: The biology of desmids. The Alden Press, Oxford/London 1981.

Ettl, H.: Grundriss der allgemeinen Algologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.

Förster, K.: Beitrag zur Desmidiaceenflora von Süd-Holstein und der Hansestadt Hamburg. Verlag von J. Cramer, Stuttgart 1970.

Förster, K.: Das Phytoplankton des Süßwassers. 8. Teil, 1. Hälfte. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1982.

Gutowski, W., Mollenhauer, D.: Rote Liste der Zieralgen Deutschlands. Schriftenreihe Vegetationskd. 28, 679–708 (1996).

Krieger, W., Gerloff, J.: Die Gattung *Cosmarium*. Verlag von J. Cramer, Stuttgart 1962.

Krisai, R., Schmidt, R.: Die Moore Oberösterreichs. Rudolf Trauner Verlag, Linz 1983.

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

Messikommer, E.: Beitrag zur Kenntnis der Algenflora und Algenvegetation des Hochgebirges um Davos. Verlag Hans Huber, Bern 1942.

Prescott, G. W., Croasdale, H. T., Vinyard, W. C.: A synopsis of North American desmids. Nebraska Press, Lincoln 1975.

Ruzicka, J.: Die Desmidiaceen Mitteleuropas. Band 1 und 2. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1977 und 1981.

Steinkohl, H. J.: Mikrofotografie im Wandel der Zeit. Der TTL-gesteuerte digitale Mikroblitz für analoge und digitale Kameras mit ausgelagerter Blitzröhre im Doppelkollektor. Mikrokosmos 97, 243–248 (2008).

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

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

Vom Keimling zum Thallus – Beobachtungen an Aufwuchsalgen

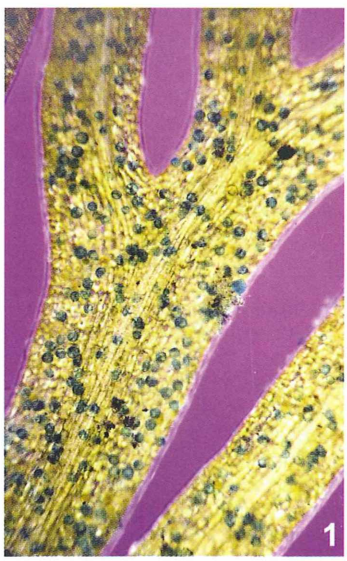
Erich Lüthje

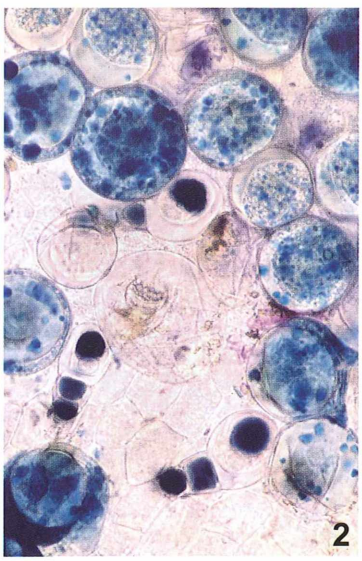
Untersuchungen am Aufwuchs in unseren Gewässern erfolgen in der Regel mittels bewachsener Objektträger. Das Augenmerk liegt dabei zumeist auf dem Epizoon (Aufwuchstiere), also *Stentor, Vorticella* & Co. Weniger häufig liest man etwas über den Algenaufwuchs, zumal über Epiphyten auf ihrem natürlichen Substrat.

Abkratzen? Besser nicht! Das hat seinen Grund: *Durch Abkratzen der Steine wird fast immer das Lager der Alge zerstört und man erhält isolierte Elemente, aus denen man sich erst durch zahlreiche Beobachtungen das wirkliche Aussehen und den Aufbau der Lager kombinieren muß*, stellte Geitler bereits 1927 fest.

Ein idyllisch verkrauteter Graben am Langsee (Kiel-Elmschenhagen) veranlasste mich 2010 zur näheren Beschäftigung mit der Wasserfeder (oder Wasserprimel, *Hottonia palustris*). Auf deren Blättern wollte ich dem Algenaufwuchs nachspüren und dabei zugleich ein Konzept für den Biologieunterricht entwickeln (Lüthje, 2011). Ohne Mühe ließen sich einige Sprosse aus dem Wasser ziehen. Etwas schwieriger ist es, anschließend die zarten Fiederblätter fein säuberlich auf dem Objektträger auszurichten (Abb. 1). Dann aber lassen sie sich, leicht angedrückt, recht gut untersuchen.

Als erstes fällt auf, dass sie auf der Unterseite dicht mit zweizelligen Haaren bewachsen sind. Diese fußen mit einer zylindrischen Stielzelle und einer großen, kugelig-ovalen Blasenzelle (wie eine elektrische Glühbirne alten Stils) auf einer kleinen Epidermiszelle. Bei jungen Exemplaren findet man nach entsprechender Färbung





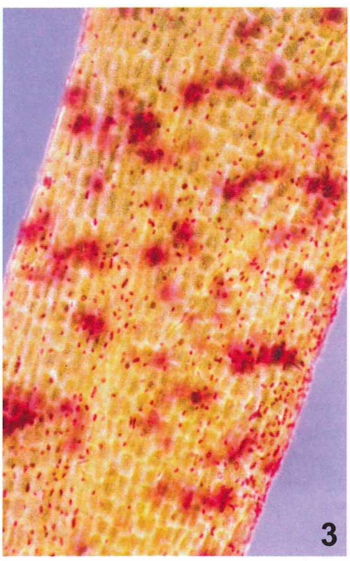


Abb. 1: Blatt der Wasserfeder *Hottonia* (Ausschnitt) mit blasenförmigen Haaren. Lebendmaterial, 5-tägige Methylenblau-Färbung. Vergr. 35×. – **Abb. 2:** Blasenhaare verschiedenen Alters von *Hottonia*. Bei jungen Exemplaren sind die Sockelzelle in der Epidermis sowie Stiel- und Blasenzelle des Haares dunkel gefärbt (Giemsa). Vergr. 380×. – **Abb. 3:** Aufwuchs (rotgefärbt; Ziehl-Neelsen) auf *Hottonia*-Blattfieder. Vergr. 120×.

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

diese drei Zellen selektiv dargestellt (Abb. 2). Selbst diese Haare sind, wie sich noch zeigen wird, als Substrat von Aufwuchsalgen von Bedeutung.

Freilich gestaltete sich die Suche nach grünen Aufwuchsalgen auf den grünen Blattfiedern recht mühsam, umso mehr, als auch zahlreiche Kalkkristalle aus dem Photosyntheseprozess die Arbeit erschwerten. Dass es einen reichen Bewuchs gab, machte eine Färbung mit Fuchsin sichtbar: Wie Masern überzogen danach rotgefärbte Lager die Blattfiedern (Abb. 3).

Mit Brennspiritus-Essig-Wasser extrahierte ich das Chlorophyll und beseitigte die Kalkkörnchen. Danach waren allerdings die nunmehr chlorophyllfreien Aufwuchsalgen auf dem gebleichten Substrat kaum besser zu entdecken. Also versuchte ich es mit verschiedenen Färbungen, zunächst mit Astrablau-Safranin. Resultat: Ein buntes Chaos. Rotgetupfte Kieselalgen ragten auf einem Rasen blauer Gallertstielchen in die Höhe, krustige Algenthalli prangten in unterschiedlichen Orange-Rot-Tönen. Die Kuppen der Haarzellen präsentierten sich zum überwiegenden Teil in Rot. Ganz junge Haare scheinen die Färbung nicht anzunehmen. Zellen mittleren Alters weisen nach Giemsa-Färbung ein grünes (!) Innenleben auf, welches sich auch bei Nachfärbung mit Astrablau-Safranin hält. Ein schönes Schauspiel zwar – doch war für das weitere Vorgehen eine Beschränkung der Artenfülle und Bewuchsdichte dringend geboten.

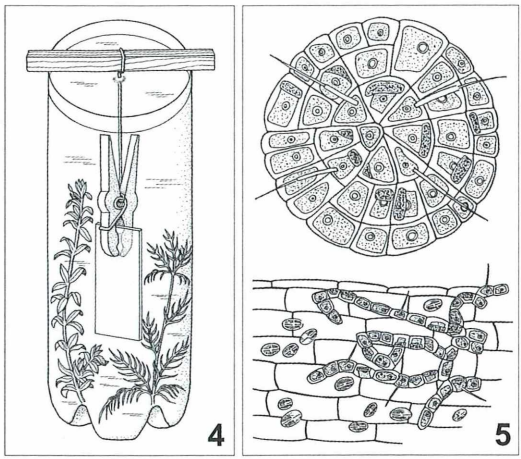
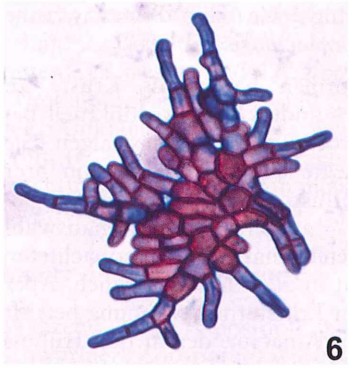


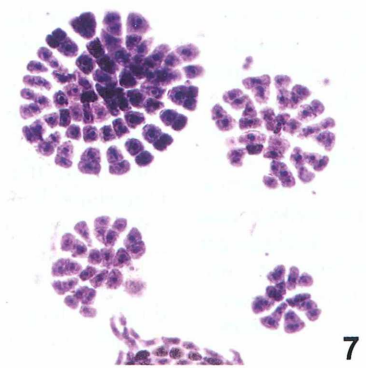
Abb. 4: Versuchsanordnung: Kunststoff-Flasche mit Fundortwasser, *Hottonia*- und *Elodea*-Sprossen (Zeichnung: Hans Brogmus, Bielefeld). – **Abb. 5:** Zwei dem Substrat angepresste Thallusformen. Oben *Coleochaete scutata*, unten *C. divergens* (aus Rudzinski, 1987).

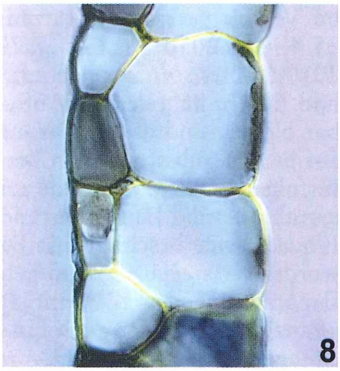
Der Griff zur Flasche

Ich füllte wie bereits bei früheren Schulversuchen (Lüthje 2002, 2003) 1-Liter-Flaschen mit Fundortwasser und bestückte sie jeweils mit einem Sprossabschnitt von *Hottonia* sowie einem Paar Objektträgern (Abb. 4). Um den Aufwuchs aber auch auf einem natürlichen Substrat anzusiedeln, fügte ich pro Flasche noch einen Trieb der Dichten Wasserpest (*Elodea densa*) hinzu. Sie ist im Aquarien-Fachhandel erhältlich. Ihre Blätter sind, weil größer und ungeteilt, im Vergleich zu *Hottonia* einfacher zu handhaben. Die Blattfläche ist zudem frei von Haaren, ihre quaderförmigen Zellen sind besser sichtbar – kurzum ein schultauglicher Basiphyt. Wie ich mich unmittelbar nach dem Kauf der Zuchtpflanzen überzeugen konnte, gehen sie ohne oder allenfalls mit minimalem Aufwuchs über den Ladentisch.

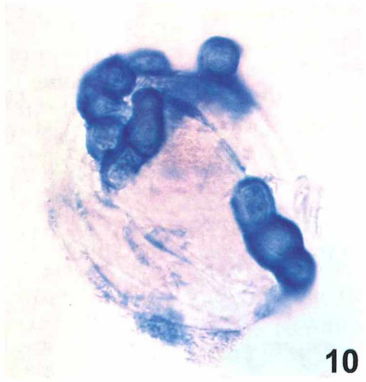
Abb. 6: Polster-Grünalge *Gongrosira debaryana* auf Objektträger. Astrablau-Safranin-Färbung. Vergr. 530×. – **Abb. 7:** Borstenscheibe *Chaetopeltis orbicularis* auf Objektträger; unten Mitte *Coleochaete divergens*. Giemsa-Färbung. Vergr. 350×. – **Abb. 8:** Blattquerschnitt der Dichten Wasserpest *Elodea densa*; man beachte die Rillen über den waagerechten Zellwänden. Astrablau-Safranin-Färbung. Vergr. 585×. – **Abb. 9:** *Gongrosira debaryana* auf Wasserpest; Thallus-Ausrichtung an den Zellgrenzen des Basiphyten. Giemsa-Färbung. Vergr. 560×. – **Abb. 10:** Algen auf Blatthaar der Wasserfeder *Hottonia*; unregelmäßiges Thallusmuster. Vergr. 650×. – **Abb. 11:** Dieselbe Algenart wie in Abbildung 10 auf der *Hottonia*-Blattepidermis; regelmäßiges Thallusmuster. Vergr. 760×. – **Abb. 12:** *Coleochaete scutata* auf Zungenhahnenfuß. Milchsäureaufhellung; Giemsa- und Jodfärbung. Vergr. 112×. – **Abb. 13:** Unten *Coleochaete divergens*, oben *Chaetopeltis orbicularis* auf Objektträger. Astrablau-Safranin-Färbung. Vergr. 340×. – **Abb. 14:** *Chaetopeltis orbicularis* auf Wasserpest. Formkonstanter Thallus. Astrablau-Safranin/Jodfärbung. Vergr. 340×. – **Abb. 15:** Thallus von *Chaetopeltis orbicularis* auf Wasserpest; Beeinflussung des Lagers durch die Blattstruktur. Färbung wie in Abbildung 14. Vergr. 390×. – **Abb. 16:** Unbekannte, ausgekeimte Krustenalge auf Wasserpest. Die Zellen wachsen in den Rinnen über den Zellgrenzen. Giemsa-Färbung. Vergr. 560×. – **Abb. 17:** Algenaufwuchs vermutlich derselben Art wie in Abbildung 16. Ornamentale Nachzeichnung des *Elodea*-Zellwandmusters. Astrablau-Safranin/Jodfärbung. Vergr. 245×.


6

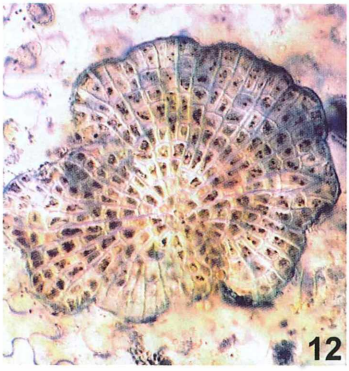

7

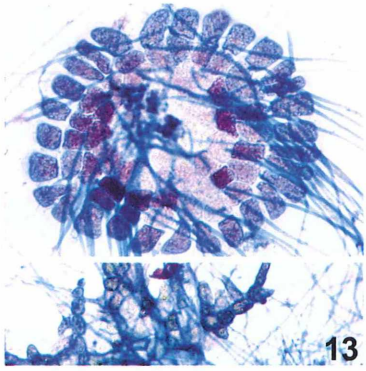

8

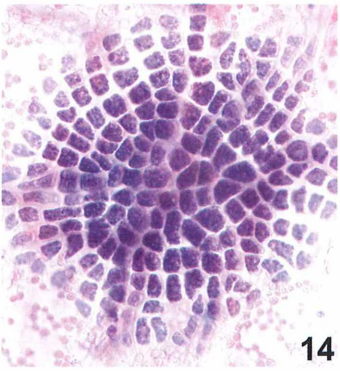
9

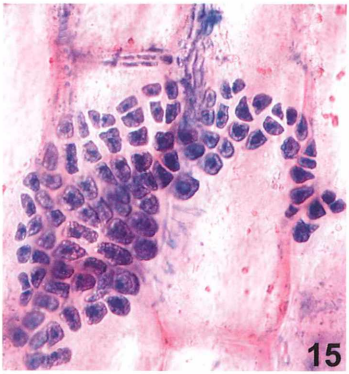

10

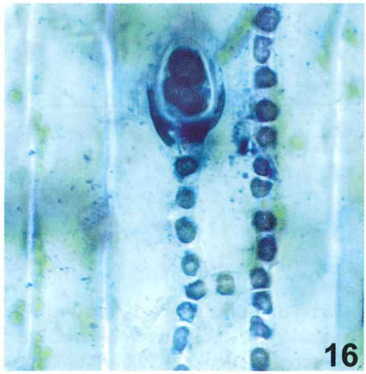
11


12


13


14


15


16

17

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

Im Verlauf von vier Ansätzen (8.–21.4.2010; 25.4.–4.5.2010; 6.6.–4.7.2010; 13.–21.7.2010) sollte, so nahm ich an, der auf Trägern und *Elodea* angesiedelte Aufwuchs überschaubar bleiben und das synchrone Heranwachsen auf beiden Substraten von der Keimung an zu verfolgen sein. Am Ende einer Exposition extrahierte und konservierte ich *Hottonia* und *Elodea* wie beschrieben. Die Objektträger wurden nass gefärbt, dann getrocknet und mit Euparal eingedeckt. Somit stehen Versuchspflanzen und Träger auch für spätere Untersuchungen zur Verfügung.
Bei der Auswertung beschränkte ich mich auf Grünalgen mit Lagerthallus (Abb. 5). Im „Leben im Wassertropfen" (Streble und Krauter, 1988) findet man etwa ein Dutzend solcher Arten mit zwei unterschiedlichen Lagerformen abgebildet und/oder beschrieben.
Ihre Thalli sind entweder

1. unregelmäßig verzweigt wie zum Beispiel die Polster-Grünalge *Gongrosira debaryana* (Abb. 6) oder
2. rundlich-flächig wie die Borstenscheibe *Chaetopeltis orbicularis* (Abb. 7).

Beide Thallusformen haften als Kruste an ihrem Substrat – anders als nur punktuell befestigte Faden- oder gestielte Kieselalgen. Sie sollten, so überlegte ich mir, vielleicht von ihrer Unterlage beeinflussbar sein. Anhand der im „Wassertropfen" aufgeführten Artenauswahl war mir die Determination der beobachteten Algenarten nicht in allen Fällen möglich. Aber diese Mühsal der Erkenntnisgewinnung betrifft ja nicht nur den Amateur, der in der Trübnis eines Stadtrandgrabens fischt, sondern ebenso ergeht es auch weltläufigen Forschern auf kühnen Expeditionen:
Es ist keineswegs selbstverständlich und deshalb immer wieder erfreulich, wenn man einen einzelligen Organismus, den man in einer Probe gefunden hat, zweifelsfrei auf Grund der vorliegenden Literatur einer beschriebenen Art zuordnen kann (Hausmann und Walz, 2007). Erfreulich in diesem Sinne scheint mir die Zuordnung der Aufwuchsalgen *Gongrosira deba-*

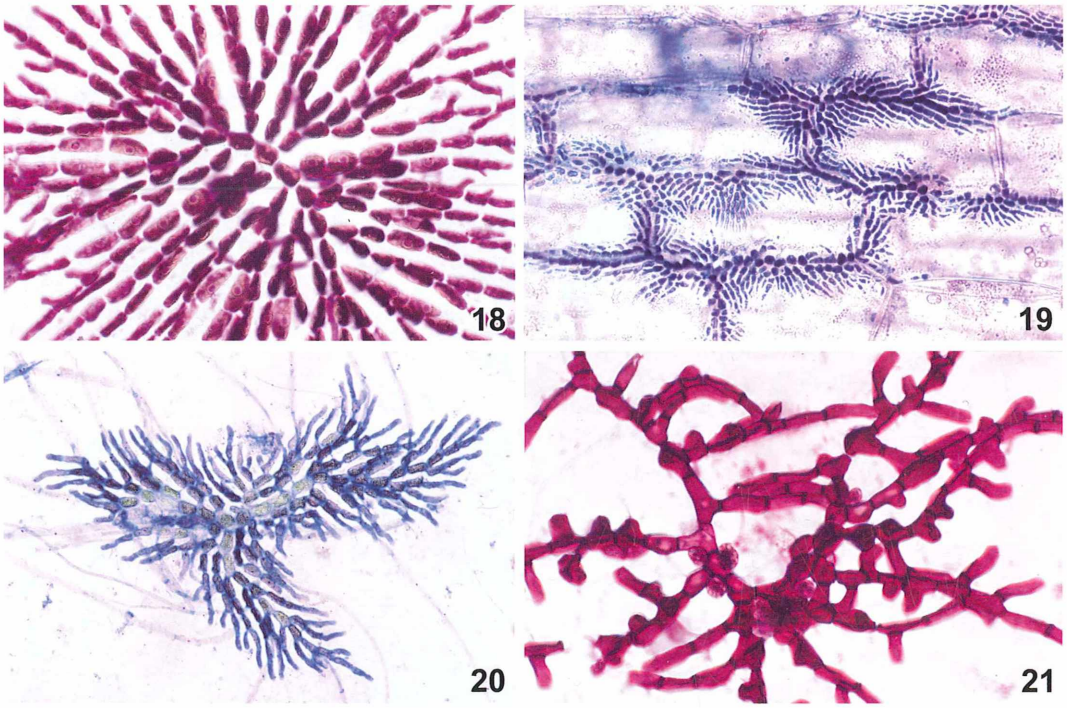


Abb. 18: *Coleochaete soluta* auf Objektträger. Ziehl-Neelsen-Färbung. Vergr. 560×. – **Abb. 19:** *Coleochaete soluta* auf *Elodea*-Blatt. Arabeske Umspielung der Zellgrenzen. Astrablau-Safranin/Jodfärbung. Vergr. 370×. – **Abb. 20:** Unregelmäßiges Thallusmuster von *Coleochaete soluta* auf Objektträger. Färbung Astrablau-Safranin. Vergr. 390×. – **Abb. 21:** *Coleochaete divergens* auf Objektträger. Ziehl-Neelsen-Färbung. Vergr. 600×.

ryana (Titelbild oben), *Coleochaete soluta* (Titelbild 2. Reihe links), *C. divergens* (Titelbild unten), *C. scutata* und *Chaetopeltis orbicularis* (Titelbild 2. Reihe rechts und Mitte) geraten zu sein. Unklar bleiben einige wenige Arten (vgl. Abb. 16, 17 und 23). Die Ergebnisse meiner Betrachtungen werden davon nicht berührt.

Immer an der Wand lang

Während der Exposition siedelten Algenschwärmer (Zoosporen) wie erwartet von *Hottonia* und aus dem Fundortwasser auf Objektträger und Wasserpest über. Beim Vergleich der Thallusmuster auf beiden Substraten stellte ich für Algenlager des unregelmäßigen Typs (1) am Beispiel der Polster-Grünalge (*Gongrosira debaryana*) einen markanten Unterschied fest: Im Gegensatz zur unregelmäßigen Wuchsform auf den Objektträgern (und der Abbildung im „Wassertropfen") wachsen diese Algen auf der Wasserpest signifikant häufig in den Rillen über den senkrechten Zellwänden der Blätter (Abb. 8). Eine solche Führung wie auf Schienen oder an einem Spalier (Abb. 9) gewährt ein Objektträger natürlich nicht.

Ein Parallelbeispiel finden wir auf der Wasserfeder. Hier besiedeln Zoosporen der Polster-Grünalge selbst die glühbirnenförmigen Blatthaare. Deren „Glatze" bietet ihnen beim Heranwachsen allerdings keine wegweisenden Leitlinien, und so entsteht hier (wie auf den Objektträgern) das unregelmäßige Thallusmuster (Abb. 10). Auf der Epidermis (zwischen den Haaren) folgen eben diese Algen zumeist den Zellwänden (Abb. 11).

Die Wuchsform rundlich-flächiger Algenlager (2. Typus) auf Objektträgern beziehungsweise *Elodea*-Blättern konnte ich an den drei Arten Dichte Schild-Grünalge (*Coleochaete scutata*), Borstenscheibe (*Chaetopeltis orbicularis*) und Lockere Schild-Grünalge (*Coleochaete soluta*) vergleichen. Im „Wassertropfen" sind ihre Thalli (fast) kreisrund dargestellt; diese Form ist idealisiert und als Ausschlusskriterium nicht zu verwenden.

Alle drei Arten verhielten sich auf Blattsubstraten anders. Die Dichte Schild-Grünalge habe ich nicht auf meinem Probenmaterial gefunden, wohl aber auf Blättern verschiedener Pflanzen eines Gartenteichs (Abb. 12). Ihre Zellen sind lückenlos zu einem Schild (lat. scutum) zusammengefügt. Die radiäre Anordnung der Zellen lässt keine Beeinflussung durch die Unterlage erkennen. Aufnahmen der Dichten Schild-Grünalge findet man im MIKROKOSMOS beispielsweise bei Nachtigall (2000) und Bremer (2002).

Auch die Borstenscheibe erinnert mit ihren deutlich ausgeprägten Zellwänden an einen soliden Schild (lat. pelta). Ihr Thallus suggeriert wenig Anpassungsvermögen an das Substrat (Abb. 7 und 13). Was ich zu sehen bekam, bereitet mir indes einiges Kopfzerbrechen. Vielfach bildet diese Alge auf *Elodea* charakteristische Scheiben aus (Abb. 14). Andererseits zeigt sie unter Umständen auf demselben Blatt auch eine deutliche Beeinflussung durch das Epidermisgefüge (Abb. 15), ist dabei aber noch eindeutig als *C. orbicularis* zu identifizieren. Darüber hinaus finden sich aber auch Fälle, bei denen von einer gekeimten Spore aus keine Scheibe entsteht, sondern die neuen Zellen linientreu den *Elodea*-Wänden folgen (Abb. 16 und 17).

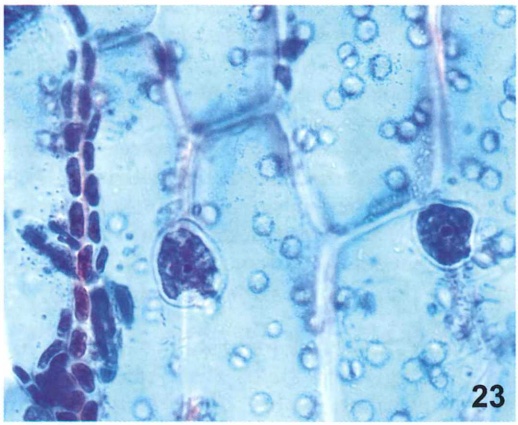
In Rothmalers „Exkursionsflora" werden für die Gattung *Chaetopeltis* zwei Arten im Süßwasser erwähnt, wobei *Ch. orbicularis* „am verbreitetsten" ist (Rothmaler, 1984). Auf den betreffenden Trägern liegt eine andere *Chaetopeltis*-Art nicht vor. Ich muss die Bestimmung dieser Alge also offen lassen.

Wiederum anders verhält sich die Lockere Schild-Grünalge. Deren Zellfäden wachsen von einem zweizelligen Zentrum aus *soluta*, also

Abb. 22: Mitglieder der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft bei der Untersuchung von Aufwuchsalgen am 29. 10. 2010 (Foto: Günther Zahrt, Berlin).

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

unverbunden fort (Abb. 18). Das ist auf den Objektträgern deutlich zu erkennen. Auf der Wasserpest hingegen wächst sie fast „immer an der Wand lang" und bildet dabei zuweilen bezaubernde Arabesken (Abb. 19). Somit ist der Thallus genetisch nicht invariabel kreisförmig. Der namensgebende Schild wird ausgebildet, wenn die Zellfäden sich vom Zentrum her ungehindert allseitig ausbreiten können. Sind indes Leitstrukturen wie die antiklinalen *Elodea*-Wände gegeben, lassen sie sich davon lenken. Ich fand dementsprechend keinen einzigen Rundthallus auf *Elodea*. Freilich weisen auch auf den glatten Trägern etliche Lager von *C. soluta* unregelmäßige Umrisse auf (Abb. 20). Man vergleiche die Fotos im MIKROKOSMOS auf Objektträgern bei Zehner (1993). Auf dem Titelbild ist ein Exemplar in Brillantgrün-Safranin-Färbung zu sehen (2. Reihe links).



Außer diesen drei Arten wuchs auch die Schild-Grünalge *Coleochaete divergens* (im „Wassertropfen" ohne deutschen Namen und Abbildung, aber kurz beschrieben) auf den Objektträgern (Abb. 21; vgl. Abb. 5 unten und Titelbild unten). Ihre Polster sind unregelmäßig. Zu meinem Erstaunen konnte ich sie nicht auf den *Elodea*-Blättern wiederfinden (oder wiedererkennen?).

Es erschien mit kaum denkbar, dass diese augenfälligen Thallusmuster auf Blattepidermen bisher unbemerkt geblieben sein sollten. Ich blätterte deshalb alle vollständigen neunundneunzig Jahrgänge des MIKROKOSMOS durch, fand jedoch keine einschlägigen Anmerkungen oder Abbildungen. Auch die Mitglieder der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft zeigten sich, als sie am 29.10.2010 mein *Elodea*-Material färbten und analysierten (Abb. 22), überrascht. Warum, so fragten wir uns, wählen schwärmende Sporen und heranwachsende Zellfäden die Rinnen auf der Epidermis? Die Schwerkraft kommt als Ursache nicht infrage, da die Blätter am Standort in alle Richtungen stehen. Möglicherweise „schätzen" suchende Zoosporen und wachsende Zellfäden den stärkeren Kontakt mit einem Substrat, den eine v-förmige Rinne gegenüber der flachen Zelloberwand gewährt? Das blieb reine Spekulation.

Von blau-rot bis Jod

Bei der Anwendung verschiedener Farblösungen zur besseren Darstellung der Aufwuchsalgen

Abb. 23: Zwei Keime auf den Zellgrenzen von *Elodea*; auswachsender Thallus einer unbekannten Art. Färbung Brillantgrün-Fuchsin. Vergr. 740. – **Abb. 24:** Keimlinge der Fadenalge *Ulothrix* auf *Hottonia*. Ziehl-Neelsen-Färbung. Vergr. 880×. – **Abb. 25:** Algen-Kindergarten auf jungem Blatt von *Hottonia*. Giemsa, polarisiertes Licht. Vergr. 430×.

überraschte mich Astrablau-Safranin durch eine selektive Wirkung bei *Gongrosira debaryana* (vgl. Abb. 6 und Titelbild oben). Zellen im Thalluszentrum färben sich rot, (jüngere) Zellen an der Peripherie blau.
Ein unvermutetes Resultat zeigte auch die Färbung mit Giemsa – hier natürlich völlig sachfremd angewendet! Im Labor wird diese Lösung bekanntlich zur simultanen Färbung von Blut- und Bakterienausstrichen benutzt. Sie enthält als fixierenden Bestandteil Methylalkohol, als färbenden Anteil Eosin und zum Teil in Methylazur umgewandeltes Methylenblau (Schlüter, 1988). Verwendung findet sie auch zur Darstellung der Kernäquivalente bei Bakterien und der Zellkerne bei Pilzen. Sie stellt alle DNA-haltigen Strukturen rotviolett bis tiefblau dar (Kremer, 2010).
In verdünnter Form eingesetzt, färbte die Giemsalösung auf dem konservierten *Elodea*-Material nur einen bestimmten Thallus-Typus (Typ 1; *Gongrosira debaryana* und vermutlich eine weitere Art; vgl. Abb. 9 und 11). Andere Grünalgen blieben ungefärbt. Ich konnte mit dieser Lösung auch auf Frischmaterial aus dem Gartenteich (Zungenhahnenfuß, Kleine Wasserlinse) kleinste „Giemsa (+)"-Thalli aufspüren. Dass dabei ebenfalls die Algenläuse (*Cocconeis* spec.; als Kieselalgen bei unserer Betrachtung außer Konkurrenz) rot hervortraten, beeinträchtigte die Indikatorfunktion nicht.
Es erleichtert die Untersuchung, wenn das Blattmaterial in Milchsäure aufgehellt wird. Vorteilhaft ist auch die Nachfärbung mit Jodlösung. Sie lässt die Assimilationsstärke in den gesuchten Algen klar hervortreten.

Ein Spitzen-Kindergarten

Das Dreiecksverhältnis *Hottonia-Elodea*-Objektträger brachte eine reiche Nachkommenschaft hervor. Überwiegend siedelten sich die Keimlinge über senkrechten Wänden an (Abb. 23). Auf einem Objektträger vom Juli 2010 war die Entwicklung der Borstenscheibe (*Chaetopeltis orbicularis*) von der Spore zum Thallus beispielhaft zu verfolgen (vgl. Abb. 7). In acht Tagen hatte sich eine lückenlose Serie von ein- bis siebenzelligen Lagern herausgebildet. Dann zählte ich Thalli mit 10–54 Zellen; das größte Exemplar umfasste circa 80 Zellen. Ein solcher Träger ist zweifellos ein wertvolles Material für den Biologieunterricht. Auch fädige Grünalgen

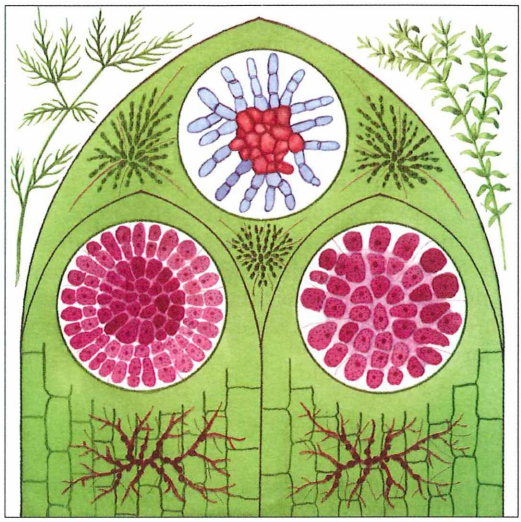


Abb. 26: „Botanisches Kirchenfenster" frei nach Fotos der vorliegenden Untersuchung (Aquarell: Hans Brogmus, Bielefeld).

entwickelten sich auf *Hottonia* und *Elodea* vom Keim zum Faden (Abb. 24).
Einen wahren Algen-Kindergarten findet man bisweilen auf jungen Fiederblättchen der Wasserfeder. Sie umhüllen in enger Deckung die Sprossspitze und bieten sich bei der Entfaltung substratsuchender Zoosporen sukzessive als Landeplatz an. Dementsprechend liegen hier ganz überwiegend ein- bis wenigzellige Algenstadien vor (Abb. 25).

Vom Graben zum Kirchenfenster

Die Erprobung verschiedener Färbungen bewirkte nicht nur eine bessere Kontrastierung des Aufwuchses, sondern zeigte auch ästhetisch sehr ansprechende Resultate. Astrablau-Safranin verwandelte, wie schon erwähnt, *Gongrosira*-Thalli in kleine Glasmalereien. Giemsa und Ziehl-Neelsen (auch letztere Färbung weitab von der zugedachten Verwendung) kleideten die Borstenscheibe in gedecktes Blaugrau (Titelbild 2. Reihe rechts) beziehungsweise leuchtendes Rot (Titelbild 3. Reihe). Die Tönung ließ sich mit weiteren Farbstoffkombinationen sowie unterschiedlicher Färbedauer und Konzentration variieren. Eine Zusammenschau dieser bunten Vielfalt auf Trägern und Blättern im Mikroskop war naturgemäß nicht möglich.

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

Hans Brogmus (Bielefeld) fand sich aber auf meine Bitte gern bereit, diese Ideal-Komposition anzufertigen. Auf seinem Titelaquarell umranken leicht stilisierte *Hottonia*- und *Elodea*-Triebe verschiedene Thalli beider Typen. Der Assoziation „Glasmalerei" folgt seine zweite Darstellung (Abb. 26): Drei *Elodea*-Blätter rücken zu einem gotischen Kirchenfenster mit Algenrosetten zusammen. *Hottonia* und *Elodea* zieren das fiktive Dominnere als Wandmalereien – welch erhebender Aufstieg von der unscheinbaren Grabenflora in sakrale Sphären!

Literaturhinweise

Bremer, H.: Limnische Planktonbilder – Ökologische Indikatoren ohne Grenzen. Mikrokosmos 91, 65–77 (2002).

Geitler, L.: Über einige häufige, aber wenig bekannte Algen aus Gebirgsbächen. Mikroskopie für Naturfreunde 5, 225–234 (1927).

Hausmann, K., Walz, B.: *Zoothamnium pelagicum*: Ein sessiler, kolonialer Ciliat lebt vereint zu Gruppen. Mikrokosmos 96, 217–222 (2007).

Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH & Co. KG, Stuttgart 2010.

Lüthje, E.: Wie man sich bettet, so kriecht man ... Untersuchungen an Aufwuchsalgen. Unterricht Biologie 35, 52–55 (2011).

Lüthje, E.: Das Labor in der Saftflasche. Biologie in unserer Zeit 32, 184–187 (2002).

Lüthje, E.: Safari durch die Punica-Oase. Modellversuche zur Gewässerökologie. Mikrokosmos 92, 247–253 (2003).

Nachtigall, W.: Leben in der Grenzschicht – Festsitzende mikroskopische Organismen des Fließwassers nutzen eine physikalisch-ökologische Nische. Mikrokosmos 89, 213–226 (2000).

Rothmaler, W. (Hrsg.): Exkursionsflora. Band I. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1984.

Rudzinski, H.-G.: Aufwuchsorganismen. Unterricht Biologie 129, 31–35 (1987).

Schlüter, W.: Mikroskopie, 7. Auflage. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin 1988.

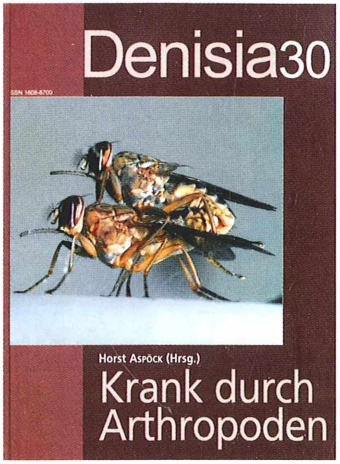
Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen, 8. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1988.

Zehner, M.: Beobachtungen am Periphyton eines Stadtparkteiches. Mikrokosmos 92, 107–112 (1993).

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

Buchbesprechung

Aspök, H. (Hrsg.):
Krank durch Arthropoden.
Denisia 30, 888 Seiten, 2010, reich bebildert, gebunden, zu beziehen unter http://www.biologiezentrum.at oder katalogbestellung@landesmuseum.at oder Oberösterreichische Landesmuseen, Biologiezentrum, J.-W.-Klein-Straße 73, 4040 Linz, Österreich, € 85,00, ISSN 1608-8700.



Unter der Federführung von Horst Aspök, Medizinische Universität Wien, ist einmal mehr ein beeindruckender Denisia-Foliant erschienen, der sich diesmal auf die Krankheiten konzentriert, welche durch Arthropoden hervorgerufen oder übertragen werden. Auf 888 Seiten vermitteln 35 Spezialisten in 47 Kapiteln die mikrobiologischen und parasitologischen Grundlagen zum Verständnis der Genese, Verbreitung, Epidemiologie, klinischen Symptomatik, Therapie und Prophylaxe der entsprechen Erkrankungen. Das Wissen und Verständnis um die durch Arthropoden verursachten Erkrankungen hat in den letzten drei Dekaden vor allem durch die Molekularbiologie, aber auch durch die ungeahnten Möglichkeiten der Speicherung, Übermittlung und Verknüpfung von Daten sowie der außerordentlich gestiegenen weltweiten interdisziplinären Kommunikation dramatisch zugenommen. Das Buch stellt eine solide Synopse des aktuellen Kenntnisstandes um die medizinische Bedeutung von einigen tausend Arthropoden-Arten im Zusammenhang mit vielfach lebensgefährlichen, teilweise gar Epidemien auslösenden Erkrankungen dar.

Zu erwähnen, dass ein fertigungstechnisch tadelloses Buch des höheren Qualitätslevels vorliegt, ist im Grunde genommen überflüssig, wenn man vernimmt, dass es in der Denisia-Reihe erschienen ist.

Klaus Hausmann, Berlin

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

Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Krebse

Rudolf Drews

In früheren Beiträgen ist über Algen und Einzeller, insbesondere Radiolarien, berichtet worden, die in verschiedenen Jahren im Sommer an Mallorcas Südküste gesammelt wurden. Zu den häufigsten Mikroorganismen des marinen Planktons gehören Ruderfußkrebse (Copepoden) und deren Larven. Sie sind oft ein das Sehfeld beherrschendes Element einer Planktonprobe.

Die Krebsunterklasse Copepoden umfasst mehr als 12.000 Arten, wobei auf die vorwiegend pelagischen Calanoiden 2.400 Arten entfallen. Ebenfalls sehr artenreich ist die benthisch lebende Gruppe der Harpacticoiden. Die im Süßwasser verbreitete Gruppe der Cyclopoiden hat auch im Meer zahlreiche Vertreter. In einer Planktonprobe wird man daher überwiegend Calanoiden und Cyclopoiden finden sowie deren Larven, welche im mikroskopischen Sehfeld munter umherhüpfen (Abb. 1 und 2), während Harpacticoiden eher zufällig auftreten. Die drei Gruppen lassen sich relativ leicht voneinander unterscheiden.

Erscheinungsbild der Copepoden

Zunächst seien hier einige allgemeine Angaben über den Körperbau der Copepoden vorausgeschickt. Der Körper ist in Kopf, sechs Thorax- und fünf Abdominalsegmente gegliedert, wobei in der Regel das erste Thoraxsegment mit dem Kopf zum so genannten Cephalothorax verschmolzen ist. Die Extremitäten des Cephalothorax sind die 1. Antennen (dienen als Schwebeorgan), die 2. Antennen, als Mundwerkzeuge Mandibeln, 1. und 2. Maxillen sowie die Maxillipedien. Es folgen fünf Thoraxsegmente mit je einem Thorakopodenpaar (Schwimmfüße, gut zu erkennen bei Seiten- oder Rückenlage des Krebses; Abb. 2a, b, g) und die extremitätenlosen fünf Abdominalsegmente (das letzte mit zwei als Furca bezeichneten Anhängen; Abb. 2a). Zum Erscheinungsbild gehören weiterhin das unpaare median liegende Naupliusauge (aus drei Becherocellen aufgebaut) sowie nicht selten zwei Eisäckchen zu Seiten der Abdomenbasis.

Die Calanoiden haben ungefähr körperlange 1. Antennen mit mindestens siebzehn Gliedern (Abb. 2a). Das Eisäckchen ist in Einzahl vorhanden. Die Fortbewegung ist gewöhnlich schwebend, während mit den Mundwerkzeugen Nahrung filtriert wird. Nur gelegentlich erfolgt ein Sprung, angetrieben von den Schwimmfüßen, währenddessen die 1. Antennen kurzzeitig erschlaffen und sich dem Körper anlegen. Daraufhin werden diese sogleich wieder waagerecht gestreckt, um nach Art eines Fallschirms das Absinken zu bremsen.

Die Cyclopoiden zeigen einen deutlich zweiteiligen Körper, die Eisäckchen sind gewöhnlich paarig, die 1. Antennen bestehen aus weniger als 17 Gliedern und sind etwa halb so lang wie der Körper oder kürzer. Die Ernährung ist entweder räuberisch oder herbivor (Detritus, Kleinalgen). Um nicht abzusinken, befinden sich die Plankton-Cyclopoiden fortwährend in hüpfender Bewegung.

Harpacticoiden sind, wie anfangs erwähnt, zufällig im Planktonfang. Als Substratbewohner erinnern sie im Körperbau, der eine Abteilung in Thorax und Abdomen kaum erkennen lässt, wie auch in der Fortbewegung, die ruckartig laufend und etwas schlängelnd erfolgt, eher an Wasserasseln. Zu diesem Eindruck tragen auch die kurzen Antennen bei.

Bunte Vielfalt der Adulten und Larven

Die typischen Larven der Copepoden sind die Nauplien (Abb. 1c, d, f, g) und – etwas weiter

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

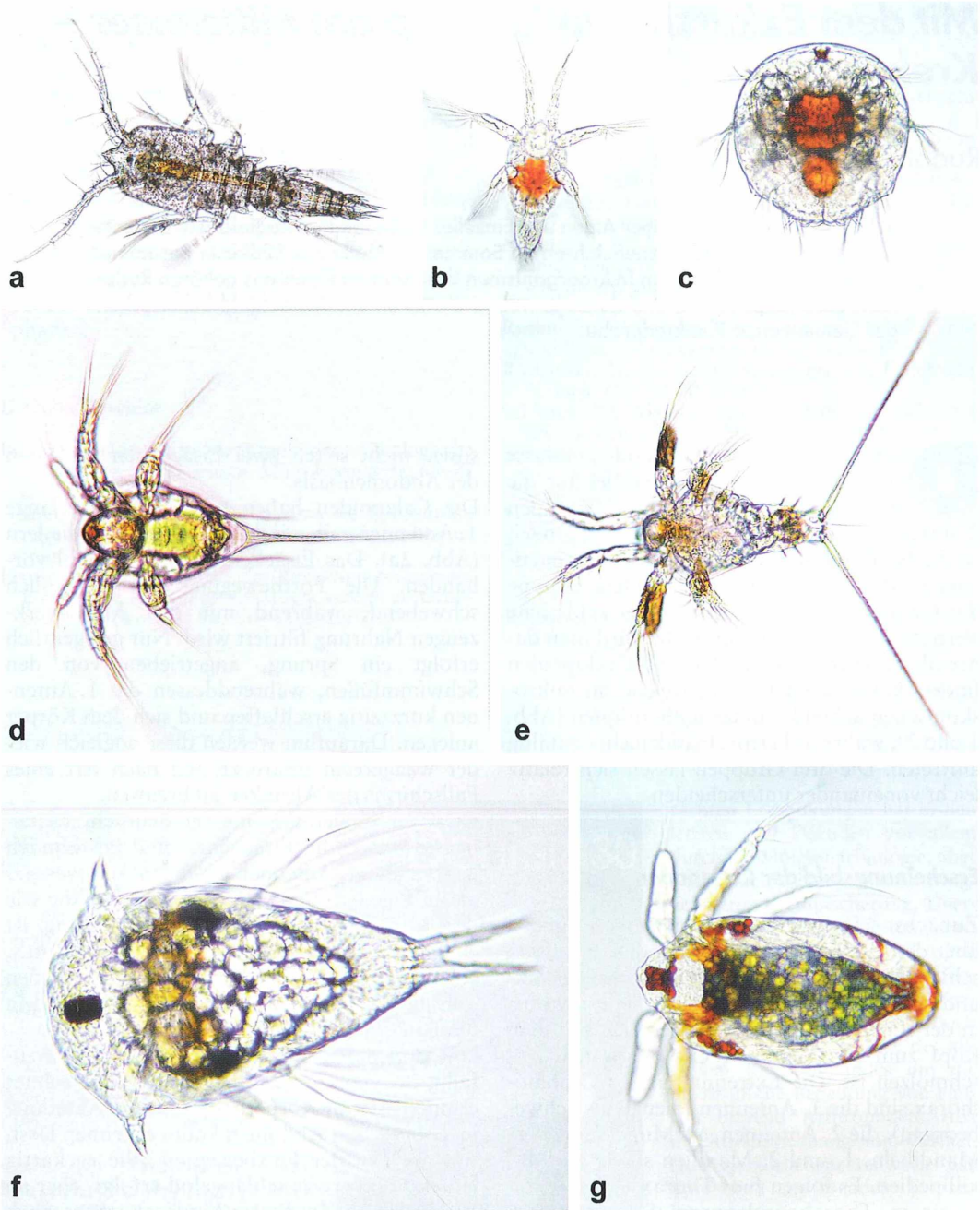


Abb. 1: **a** Copepodid (unbekannte Krebsgruppe). **b** Metanauplius (Calaniden). **c** Nauplius (unbekannte Krebsgruppe). **d** Nauplius (Cirripedier). **e** Metanauplius mit besonders langen Furcalanhängen (unbekannte Krebsgruppe). **f** Nauplius (Rhizocephalen). **g** Nauplius (Cyclopiden).

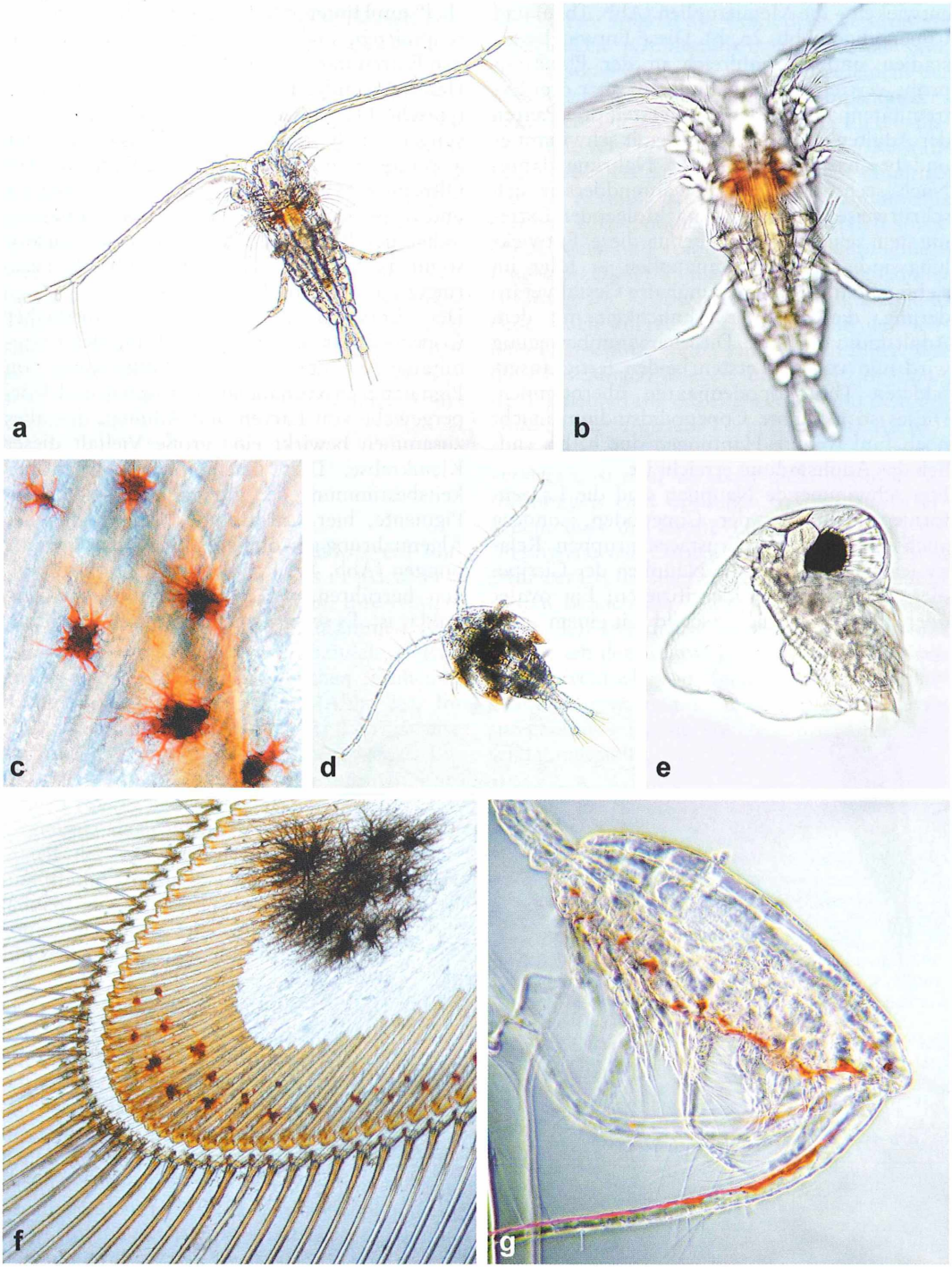


Abb. 2: **a** Calanide (Copepodid). **b** Calanide (Ventralseite; Copepodid). **c** Chromatophoren (aus f). **d** Calanide. **e** Cladocere (*Evadne*). **f** Chromatophoren im Schwanzfächer einer Garnele. **g** Calanide (adult) in Seitenansicht.

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

entwickelt – die Metanauplien (Abb. 1b, e) und Copepodide (Abb. 2a, b). Diese Entwicklungsstadien sind oft zahlreich in der Planktonprobe vertreten. Der Nauplius besitzt drei Extremitätenpaare, welche den ersten drei Paaren der Adulten entsprechen. Hiermit schwimmt er und beschafft sich auch die Nahrung damit. Nach sechs Häutungen, währenddessen sich schrittweise die Anlagen nachfolgender Extremitäten zeigen – man nennt diese Entwicklungsstadien jetzt Metanauplien –, folgt im siebten Stadium eine sprunghafte Gestaltveränderung, die zu einer Ähnlichkeit mit dem Adultstadium führt. Die Schwimmbewegung wird nun von den ersten beiden fertig ausgebildeten Thorakopodenpaaren übernommen. Dieses so genannte Copepodidstadium macht noch fünf weitere Häutungen durch, bis endlich das Adultstadium erreicht ist.

Frei schwimmende Nauplien sind die Larvenformen nicht nur der Copepoden, sondern auch einiger anderer Crustaceengruppen. Relativ leicht lassen sich die Nauplien der Cirripedier (Rankenfüßler) identifizieren: Ein ovaler oder dreieckiger Rückenschild mit einem „Stachel" am Hinterende und zwei seitlichen vorderen Spitzen, sowie zahlreiche lange Borsten an den Extremitäten (Abb. 1d).

Unfertige und adulte Copepoden besitzen als typische Planktonformen verschiedene Anpassungen an die planktische Lebensweise unter anderem in Form von Körperanhängen oder Öltropfen im Körper (Abb. 1c, f, g). Verlängerte und verzweigte Borsten an den Extremitäten erhöhen den Reibungswiderstand und verringern somit die Sinkgeschwindigkeit. Öltropfen verringern das spezifische Gewicht.

Der Entwicklungszustand unterschiedlicher Copepodenarten, die Ausgestaltung der Extremitäten-Anhänge sowie die Einlagerung von Pigmenten in vorhandene Öltropfen und Körpergewebe von Larven und Adulten, das alles zusammen bewirkt eine große Vielfalt dieser Kleinkrebse. Dies macht die Artzugehörigkeitsbestimmung der Larven nicht leicht. Die Pigmente, hier Carotinoide, werden aus der Algennahrung gewonnen. Blaue und grüne Färbungen (Abb. 1g) können von Chromoproteinen herrühren, deren Herkunft anscheinend unklar ist. Es scheint nach eigenen Beobachtun-

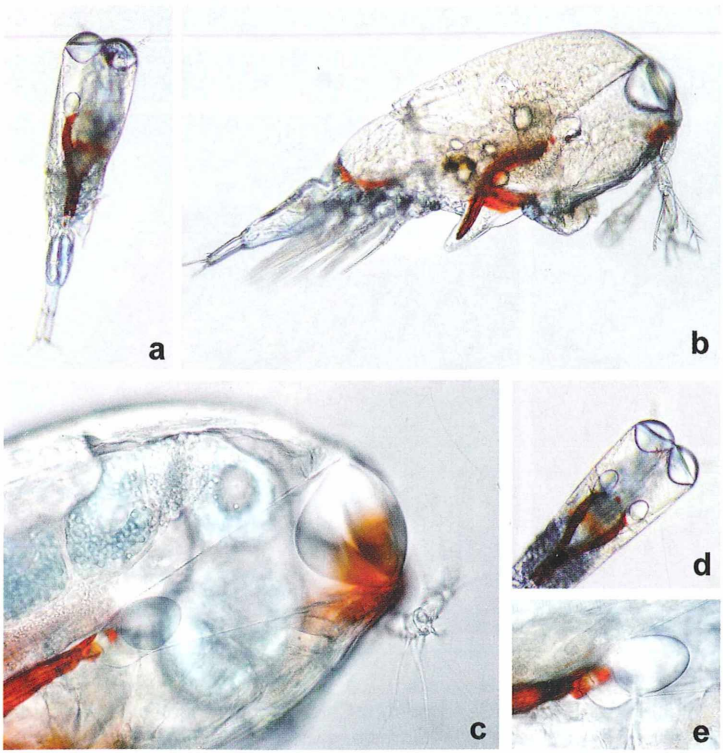


Abb. 3: **a** *Farranula* (Corycaeiden). **b** *Corycaeus*. **c** Vorderende von *Corycaeus*. **d** Kopf von *Farranula*. **e** Zweite Linse mit Sensor (*Corycaeus*).

gen so zu sein, dass morphologisch gleich aussehende Larven oder Adulte die gleiche Pigmentausstattung besitzen.

Pigmente sind bei Crustaceen weit verbreitet. Man braucht nur an die vielen bunten Krabben und Garnelen zu denken, die einem in der Bilddokumentation heutiger Unterwasserforscher präsentiert werden. Oft befinden sich die Pigmente in eigens dafür spezialisierten Zellen, in so genannten Chromatophoren (Abb. 2c, f), welche durch Ausdehnung und Zusammenziehen unter anderem auch für das Farbenspiel bei Tintenfischen verantwortlich sind. Garnelen sind ebenfalls zu Farbwechseln fähig. Jedoch geht dieser nicht in der Geschwindigkeit vor sich, wie es etwa bei Kraken und Kalmaren verwirklicht ist.

Kleinkrebse mit großen Augen

Die Augen der Wasserflöhe (Cladoceren) sind ein bekanntes, auffälliges Organ in jedem Präparat mit lebenden Wasserflöhen. Ihre relative Größe hängt wohl auch damit zusammen, dass es sich hier um Komplexaugen handelt, welche aus einigen bis vielen optischen Einheiten (Ommatidien) aufgebaut sind (Abb. 2e). Im Zusammenhang mit räuberischer Lebensweise sind die Komplexaugen von *Polyphemus*, *Bythotrephes*, *Leptodora* und den marinen Gattungen *Podon* und *Evadne* besonders groß. Im Gegensatz dazu wirken die kleinen Naupliusaugen der Copepoden (Abb. 1d, f, g) eher unauffällig. In einigen Copepodengruppen ist jedoch eine erstaunliche Entwicklung vonstatten gegangen: Die Konstruktion großer, mit Linsen versehener Augen.

Besonders auffällig sind die Linsenaugen der Corycaeiden, welche fast die gesamte Kopffront einnehmen (Abb. 3a, c). An der Basis des lang gestreckten, kegelförmigen optischen Apparates befindet sich ein zweiter linsenförmiger Körper (Abb. 3c, d), welcher die Bild(?)information auf einen teilweise von Pigment umgebenen Rezeptor leitet. Es gibt eine weitere marine Copepodengruppe mit Linsenaugen: Die Sapphiriniden. Das Weibchen der hierzu gehörigen *Copilia mediterranea* hat ein für Copepoden ungewöhnliches rechteckiges Vorderende, an dessen Ecken sich in relativ großem Abstand voneinander Linsenaugen befinden. Elektronenmikroskopische Untersuchungen von *Copilia* in den sechziger Jahren machten deutlich, dass diese Augen als besonders vergrößerte Einzelaugen (Ommatidien) aufzufassen sind, welche sonst bei Arthropoden das Element der zusammengesetzten Augen (Komplexaugen) darstellen. Die zweite Linse wird als an das distale Ende verschobener und verkürzter Kristallkegel gedeutet. An die Linse schließt unmittelbar die Retinula an mit einem Rhabdom aus mehreren Rhabdomeren. Dieser Bereich sowie der Sehnerv sind von orangefarbenem Pigment umgeben. Dieser Pigmentmantel ist bei *Copilia* L-förmig zur Körpermitte hin abgeknickt und endet nach kurzer Strecke, während der Sehnerv ungeschützt weiter zum Gehirn führt. Wie die Abbildungen belegen, bildet bei *Corycaeus* der Pigmentstrang des einen Auges mit dem des anderen eine Y-gleiche Form (Abb. 3a). An welcher Stelle die Sehnerven den Pigmentstrang verlassen, ist dem Verfasser nicht bekannt. Berechnungen zum optischen System haben ergeben, dass die zweite Linse dazu dient, die Brennweite der Cornealinse zu verkürzen und zwar derart, dass der resultierende Brennpunkt in den Bereich der Retinula zu liegen kommt (Abb. 3e). Hierdurch wird die Lichtintensität im Bereich des Sensors erhöht. Inwieweit Konturen, eventuell von Beuteorganismen, wahrgenommen werden können – paarige Augen sprechen ja sogar für stereoskopisches Sehen – sei dahingestellt.

Literaturhinweise

Fioroni, P.: Evertebratenlarven des marinen Planktons. Bibliothek Natur & Wissenschaft, Bd. 12. Verlag Natur & Wissenschaft, Solingen 1998.

Gregor, R. L., Ross, H. E., Moray, N.: The curious eye of *Copilia*. Nature 201, 1166 (1964).

Hoek, P. P. C.: Entomostraca: Cirripedien und Cirripedienlarven. Nordisches Plankton, Zoologischer Teil, 4. Band, 1909, S. 265–332. Neudruck A. Asher & Co, Amsterdam 1964.

Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Teil I: Wirbellose, 2. Halbband. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1963.

Larink, O., Westheide, W.: Costal Plankton, 2nd edition. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2011.

Riedl, R.: Fauna und Flora der Adria. Verlag Paul Parey, Berlin 1963.

Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie, 2. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 2007.

Wimpenny, R. S.: The plankton of the sea. American Elsevier Publishing Company, Inc., New York 1966.

Wolken, J. J., Florida, R. G.: The eye structure and optical system of the crustacean copepod *Copilia*. J. Cell Biol. 40, 279–285 (1969).

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

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

Nachrichten

25 Jahre Berliner Mikroskopische Gesellschaft

Die Berliner Mikroskopische Gesellschaft (BMG) wurde vor nunmehr 25 Jahren gegründet. Aus diesem Anlass stellte Günther Zahrt, derzeitiger 1. Vorsitzender der BMG, ein attraktives und informatives Fotobuch zusammen (Abb. 1). Dieses Buch wurde den Mitgliedern im Rahmen einer gemeinschaftlichen 25-Jahr-Feier in einem gemütlichen Restaurant vorgestellt (Abb. 2). Gründungsmitglieder, von denen es immerhin noch zehn gibt, erhielten dieses Buch zusammen mit einer Ehrenurkunde geschenkt (Abb. 3); die anderen Mitglieder können es zu einem moderaten Preis käuflich erwerben.

Abb. 1: Das von Günther Zahrt zusammengestellte Fotobuch *25 Jahre Berliner Mikroskopische Gesellschaft.*

Wie alles begann

Am Anfang dieses Buches kann man einige vereinshistorisch wichtige Fakten nachlesen. So erinnert sich der Gründer der BMG, Prof. Dr. Klaus Hausmann, insbesondere an die Anfangsphase wie folgt:
Als ich im Jahr 1985 vom Lehrstuhl für Zellenlehre der Universität Heidelberg kommend an der Freien Universität Berlin im Institut für Zoologie meinen Dienst als neuberufener Professor antrat, hatte ich zunächst reichlich damit zu tun, die Arbeitsgruppe einzurichten und aufzubauen.
Nach einer gewissen Zeit konnte ich mich dann aber auch etwas über die Institutsgrenzen hinaus umschauen. Wonach wollte ich Ausschau halten? Es war das, was ich während meiner 11-jährigen Tätigkeit als wissenschaftlicher Assistent an der Universität Heidelberg in Süddeutschland kennen gelernt hatte, wonach ich suchte: Vereinigungen von Menschen, die auf privater Ebene an der Mikroskopie interessiert waren und ihr Hobby gemeinsam mit Gleichgesinnten pflegten.
Schnell wurde mir klar, dass zur damaligen Zeit eine derartige Vereinigung in Berlin nicht existierte. Was lag da näher, als eine solche ins Leben zu rufen?! Daher trafen sich auf meine Initiative hin am 10. April 1986 in unserem Institut 18 Personen – hauptsächlich Institutsmitglieder – zur Gründung einer solchen Vereinigung. Der juristische Teil dieser Gründung, nämlich der Eintrag ins Vereinsregister, verlief reibungslos, so dass es seit dem 9. Juni 1986 die gemeinnützige Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V. *gibt.*
Damit war der erste Schritt getan. Aber wie sollte man in einer Millionenstadt wie Berlin diese Gründung publik machen? Es musste zweifelsohne irgendwie auf diese Initiative aufmerksam gemacht werden. Das geschah durch zahlreiche Pressemeldungen, unter anderem im MIKROKOSMOS. Seinerzeit erhielten wir auch – ich weiß nicht mehr von wem – eine Adressenliste von an der Mikroskopie interessierten Berlinern. Diese Liste war offenbar vor etlichen Jahren einmal im Zusammenhang mit einem ersten, leider erfolglosen Versuch, eine Mikroskopikervereinigung zu gründen, zusammengestellt worden. Diese Personen wurden von uns direkt angeschrieben.
Nach diesem Vorlauf wurde eine erste Zusammenkunft Interessierter am 23.10.1986 im Hörsaal unseres Instituts anberaumt. Die Spannung war groß. Wie viele Personen würden kommen? Alle unsere Erwartungen wurden übertroffen, denn über 80 Teilnehmer saßen beim ersten Treffen im Hörsaal unseres Instituts.
Nachdem ich kurz umrissen hatte, welche Art von Aktivitäten wir in unserer Gesellschaft anstreben wollten, und nach einem kurzen Vortrag Mikroskopie: Damals und heute *konnten sich die Gekommenen die Räumlichkeiten anschauen, in denen künftig der Verein tagen sollte.*
Damals wurde uns von der Freien Universität kostenfrei eingeräumt, einen entsprechenden Kursraum unseres Instituts inklusive optischer Ausrüstung zu nutzen, eine Zusage, die immer noch ihre Gültigkeit hat.

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

Abb. 2: In angeregten Gesprächen erinnern sich die BMGler an viele Begebenheiten aus den 25 Jahren Vereinsgeschichte (Fotos: Günther Zahrt, Berlin).

Aktivitäten eines Vierteljahrhunderts

Was ist in den 25 Jahren des Bestehens geschehen? Zunächst sei ein Blick auf die Dynamik der Mitgliederschaft geworfen. Begonnen hat es mit über 60 eingetragenen Mitgliedern, die dann im Laufe der Zeit bis zu einem Minimalstand von 27 Personen schrumpften. Damals hatte es fast den Anschein, dass das Ende der Gesellschaft nahe bevorstand. Aber die BMG erholte sich nach und nach von diesem Tiefpunkt. Derzeitig gibt es wieder über 40 Mitglieder, von denen sich in der Regel um die 20 zu den im vierzehntägigen Rhythmus stattfindenden Übungsabenden mit einem jeweils fest umrissenen, von einem Referenten vorbereiteten Thema treffen. Hinzu kamen und kommen Zusatzveranstaltungen speziell für Mikroskopier-Novizen.

Im Laufe der Jahre wurden 426 solcher Abende abgehalten. Der daraus resultierende Themenmix ist überwältigend. Wie man an Hand der ausführlichen Zusammenstellung im Buch nachvollziehen kann, gibt es kaum einen Bereich der Mikroskopie, der den BMGlern nicht von einem Fachkundigen erklärt und nahe gebracht wurde. Dabei waren gleichermaßen Vereinsfremde wie Vereinsmitglieder tätig.

Darüber hinaus gab es zahlreiche weitere Aktivitäten wie beispielsweise 1. Mai-Ausflüge ins Umland, aber auch mehrtätige Exkursionen zu weiter entfernten Standorten. Erwähnt seien hier gleichermaßen Helgoland-Aufenthalte und Hiddensee-Wochen sowie verlängerte Wochenenden in das Untere Odertal oder mehrtägige Reisen in den Süden Deutschlands, beispielsweise zu Manfred und Christina Kage in Weißenstein und zu Oliver Meckes und Nicole Ottawa in Reutlingen.

Seit ihrem Bestehen richtet die BMG alle fünf Jahre primär für externe Mikroskopierfreunde die Berliner Mikroskopierwoche (BMW) aus, die sich bislang großer Beliebtheit erfreute. Die nächste, also die 5. BMW findet übrigens im nächsten Jahr in der Zeit vom 20.–26. Mai statt. Es wird im MIKROKOSMOS rechtzeitig darauf aufmerksam gemacht werden. Interessenten sollten sich schon jetzt diesen Termin in den Jahresplaner 2012 eintragen.

Ein Paar Worte des Dankes

Martina Zahrt und Wolfgang Frohberg ließen es sich nicht nehmen, folgende Worte des Dankes an verschiedene Personen, die sich im Laufe der 25 Jahre ihres Bestehens für die BMG in besonderem Maße eingesetzt haben, zu formulieren. So kann in dem besagten Jubiläums-Buch nachgelesen werden:

Dass die Berliner Mikroskopische Gesellschaft *seit 25 Jahren besteht und aktiv ist, ist vor allem der Initiative von Prof. Dr. Klaus Hausmann zu verdanken. Prof. Hausmann ist ein international renommierter Wissenschaftler, dessen Bücher und Publikationen in viele Sprachen übersetzt worden sind. Er lebt aber keineswegs im Elfenbeinturm, sondern es ist ihm ein Bedürfnis, etwas von seiner Arbeit an die Öffentlichkeit zurückzugeben. Das beweist unter anderem auch seine unermüdliche Arbeit für die Zeitschrift MIKROKOSMOS sowie sein Engagement für die Freizeitmikroskopiker auch außerhalb unseres Vereins.*

Für die Berliner Mikroskopische Gesellschaft *ist das ein wahrer Glücksfall. Nicht nur dürfen wir die Räumlichkeiten und Ausrüstung der Freien Universität Berlin für uns nutzen, sondern dank Prof. Hausmanns Verbindungen zu Kollegen – auch von anderen Instituten und Fakultäten –, konnten wir Einblicke in Gebiete erlangen und Dinge vermittelt bekommen, die uns ansonsten verschlossen geblieben wären. Herrn Prof. Dr. Klaus Hausmann, der*

© Urheberrechtlich geschützt; http://www.elsevier.de/

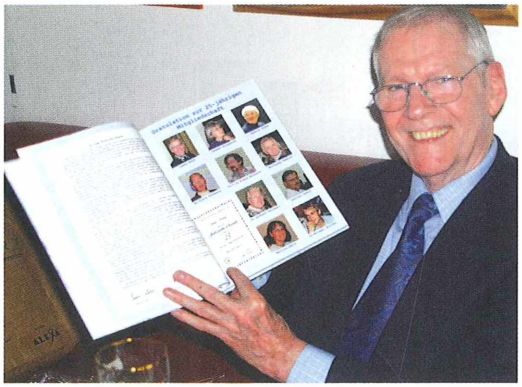


Abb. 3: Gründungsmitglied James Bond (!) mit dem Jubiläumsbuch.

uns in diesen 25 Jahren ein Freund geworden ist, gilt deshalb unser besonderer Dank.
Unser Dank gilt ebenso den restlichen Mitgliedern des Vorstandes, ohne deren Arbeit und Einsatz die Durchführung unseres Programms nicht möglich wäre.
Herrn Dr. Gerhard Teichert, der die ganzen Jahre gewissenhaft die Kasse verwaltet hat, bis er vor kurzem aus gesundheitlichen Gründen das Amt niederlegen musste. Er hat unser Programm mit vielen Vorträgen bereichert und über Jahre die Exkursionen am 1. Mai geleitet, wobei er uns seine Gastfreundschaft in Egsdorf gewährt hat.
Herrn Günther Zahrt, der viele Jahre das Amt des Geschäftsführers innehatte, bis er Anfang 2006 den ersten Vorsitz übernommen hat. Auch er hat mit zahlreichen Vorträgen, Initiativen wie Mikroskopiekursen, der Organisation von größeren Aktionen sowie vielen anderen Aktivitäten „hinter den Kulissen", wie diesem Fotobuch, nicht unerheblich zum Gelingen unserer Veranstaltungen beigetragen.
Herrn Sascha Buchczik, dessen Wirken wir unseren Internetauftritt verdanken, der sich als sehr gute Mitgliederwerbung bewährt hat. Sein Enthusiasmus, seine frischen Ideen und seine Einsatzfreude haben das Gesicht der heutigen BMG *wesentlich mitgeprägt.*
Nicht vergessen wollen wir auch die vielen Vortragenden, sowohl Gäste als auch Mitglieder, die uns ein so vielfältiges und interessantes Programm gestaltet haben. Es würde den Rahmen sprengen, sie hier alle namentlich zu erwähnen. Aber einige von ihnen wie Dr. Heinz Streble, Robin Wacker und Dr. Erich Lüthje haben sich in besonderer Weise um den Verein verdient gemacht.

Möge es so weitergehen!

Es bleibt zu hoffen, dass sich die BMG nach wie vor lebhaften Zuspruchs erfreut. In diesem Zusammenhang ist es als sehr positiv zu sehen, dass es neben den altvorderen BMGlern unterdessen auch eine ganze Reihe jüngerer und mittelalter Mitglieder gibt, welche einer kollektive Vergreisung der Vereinigung, wie sie leider bei verschiedenen aktuellen mikroskopischen Gesellschaften zu beobachten ist, entgegenwirken können.

Redaktion MIKROKOSMOS

Herbst-Exkursion der BMG zur Ostseeinsel Hiddensee

Vom 17.9. bis zum 24.9.2011 veranstaltet die Berliner Mikroskopische Gesellschaft wieder eine Exkursion zur Biologischen Station der Universität Greifswald auf Hiddensee. Es sind die gleichen Aktivitäten wie in den Jahren zuvor geplant. Interessenten können sich bei Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel oder über E-Mail wolfgang.bettighofer@gmx.de anmelden.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Folliculiniden aus dem Hiddenseer Bodden
Teil 1: Der Schwärmer

Wolfgang Bettighofer

Ciliaten sind meist bekannt als schnell umherschwimmende oder auf ihren als Cirren bezeichneten Cilienbündeln laufende Einzeller, deren mikroskopische Beobachtung einige Mühe bereiten kann. Jedoch nicht alle Ciliaten sind so flink unterwegs. Beispielsweise die Peritrichen, zu welchen auch die Glocken- und die Pokaltierchen gehören: Sie sind in den meisten Phasen ihrer Lebenszyklen ortsfest, und einige von ihnen bewohnen Gehäuse. Aber auch andere Ciliatengattungen bauen feste Behausungen. Von Exemplaren solcher Gattungen soll hier die Rede sein.

Die erste Exkursion der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft zur Biologischen Station Hiddensee der Universität Greifswald fand 2006 statt. Die Objektträger in speziellen Rahmenhalterungen (Bettighofer, 2009), welche drei Wochen vor Kursbeginn im Hafen von Kloster in das Boddenwasser gehängt worden waren, zeigten starken Aufwuchsbesatz: Kleine Polypenbäumchen, Amöben, jede Menge Flagellaten, Diatomeen, fädige Grünalgen, Glockentierchen, Suctorien und Gehäuse bauende Folliculiniden, die ebenfalls zu den Ciliaten gehören.

Am letzten Beobachtungstag der Woche entdeckten wir beim abermaligen Durchmustern einer älteren Probe eine in Teilung befindliche Folliculinidenzelle. Dies geschah am damals einzigen für die Mikrofotografie (inkl. Blitz) ausgestatteten Mikroskop im Kurssaal, einem Zeiss Axiovert mit Axiocam. So konnte dieser interessante Vorgang im Bild festgehalten werden.

Die Teilung war bereits vollzogen, als wir auf die Szene aufmerksam geworden waren. Folliculiniden teilen sich unegal. Ein Individuum verbleibt im Gehäuse, der Lorica, das andere Teilungsprodukt wird zum Schwärmer. Er muss die Lorica verlassen, eine geeignete Stelle suchen und eine neue bauen. Die Bildsequenz in Abbildung 1 zeigt die tastenden Versuche und das vorsichtige Verlassen des Gehäuses. Die starke Pigmentierung des vorderen (apikalen) Pols des Schwärmers ist auffällig, es werden auch Teile des dortigen Membranellenkranzes erkennbar. Membranellen sind in drei bis vier Reihen eng zusammenstehende Cilien, die als Einheit arbeiten, ohne mechanisch miteinander verbunden zu sein.

Der Schwärmer ist insgesamt stärker pigmentiert als die in der Lorica verbleibende Zelle, bei welcher sich bereits die Membranellenkränze auf den Peristomflügeln, die zum Einstrudeln der Nahrung dienen, ausdifferenziert hatten. Schließlich trat der Schwärmer aus der Öffnung des Gehäuses aus und begann mit der Suche nach einem neuen Bauplatz. Da wir am inversen Mikroskop arbeiteten und sehr viel Schwimmraum in der anstelle von Objektträger/Deckglas verwendeten Planktonkammer nach Utermöhl vorhanden war, entkam uns der Schwärmer, so dass wir den Bau der neuen Lorica nicht verfolgen konnten.

Bauplan und Arten

Folliculiniden sind zwar sessil, gehören aber nicht zu den Peritrichen, sondern zu den Heterotrichen, sind also näher mit *Blepharisma*, dem Sumpfwurm *Spirostomum* sowie *Stentor*, dem Trompetentierchen, verwandt. Jovan Hadži hat 1951 diese Organismengruppe in einer umfangreichen Monographie behandelt und taxonomisch revidiert. Die Folliculiniden leben hauptsächlich marin, sind in allen Weltmeeren verbreitet und siedeln dabei auch in beachtlichen Tiefen. Uhlig wies sie noch in 4.000 m Tiefe im Nordatlantik westlich der Iberischen

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

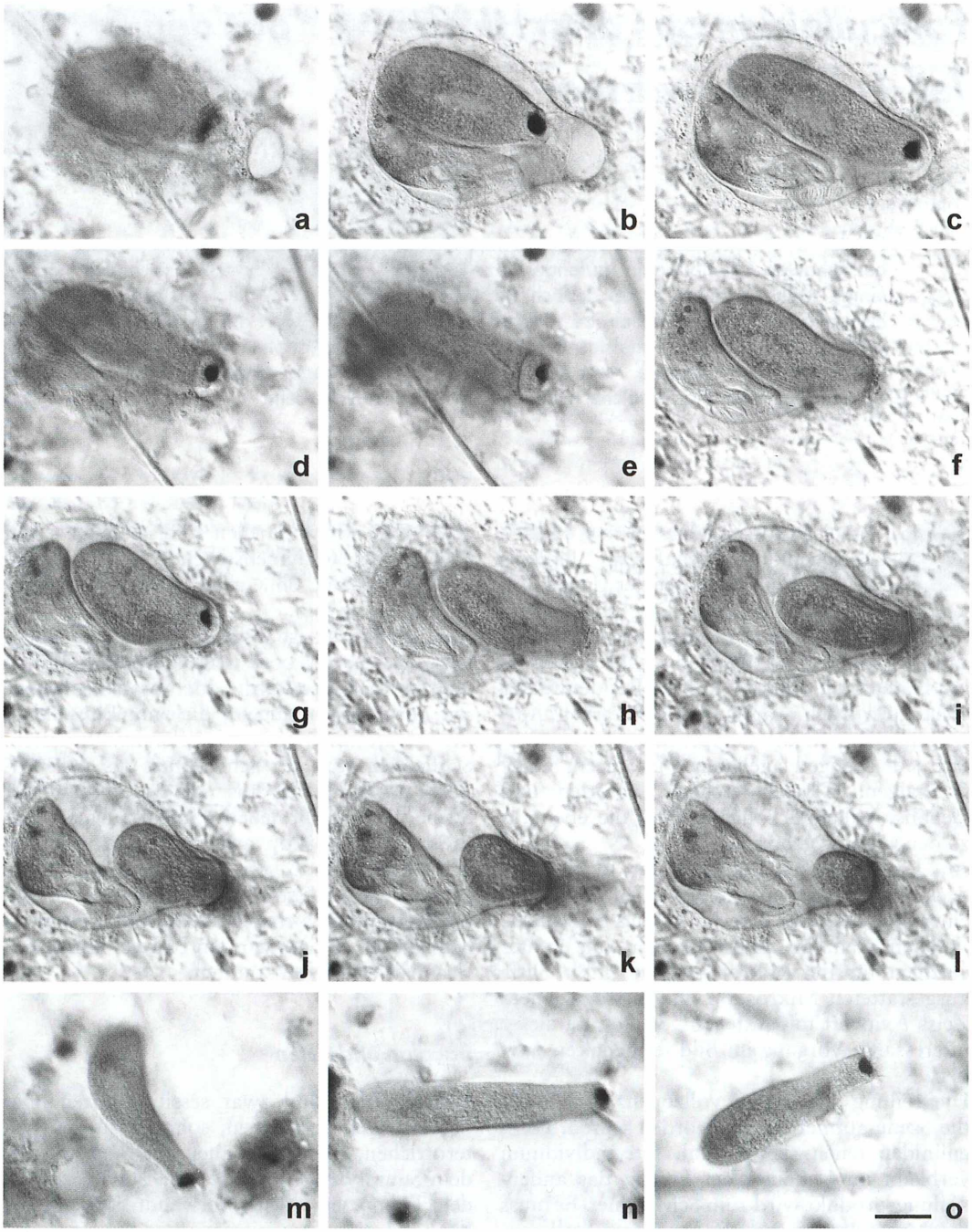


Abb. 1: *Eufolliculina moebiusi* am Ende des Teilungsstadiums. Maßbalken 50 µm. (Fotos: Wolfgang Bettighofer, Kiel, und Klaus Hausmann, Berlin).

© Elsevier GmbH. Alle

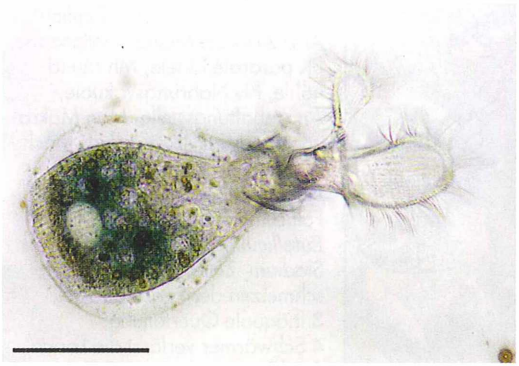


Abb. 2: *Folliculina boltoni* aus Fließgewässermaterial, welches eine Woche lang in der Petrischale gelegen hatte. Dieses Exemplar verwendete das Oberflächenhäutchen des Wassers als Unterlage für den Loricabau. Multiebenen-Abbildung, Maßbalken 100 µm.

Halbinsel nach (Uhlig, 1972). Sie sind Filtrierer und strudeln Bakterien, kleine Algen und Flagellaten mittels ihrer beiden wie Ohren aussehenden Peristomflügel in die Mundhöhle ein. Abbildung 2 zeigt dies an *Folliculina boltoni*, eine der wenigen im Süßwasser beschriebenen Arten. Als bedeutende Diatomeenverwerter sind sie ein wichtiges Glied in der Nahrungskette im Benthos, dem Lebensraum am Gewässergrund. Die Gehäuse werden oft auf Steinen, Algen, Muschelschalen oder Crustaceen montiert. Man findet sie auch in leeren Bryozoengehäusen. Manche Arten sind außerdem fähig, sich gegen Überwachsen durch sekundäre Verlängerung des Lorica-Halses zu schützen (Hadži, 1951; Primc-Habdija und Matoničkin, 2004).

Heute werden über 80 Arten unterschieden (Röttger, 2003). Die hauptsächlichen Unterscheidungsmerkmale sind die Gehäuseform, die Form des Großkerns (Makronucleus) und die Form des Anhaftungsorganells der Zelle an der Lorica (kreisförmig schmal oder spatelförmig breit wie bei der in Abb. 2 gezeigten Süßwasserart). Es gibt kompakte und perlschnurartige Makronuclei. Die Gehäuse sind grundsätzlich flaschenförmig aufgebaut mit Ampulle und Hals (Abb. 3). Teils ist die Ampulle bauchig wie der in Abbildung 2 gezeigte Vertreter von *Folliculina boltoni* belegt, teils schlank. Manche sind nahezu halslos (z. B. *Eufolliculina moebiusi*). Es gibt einfache (z. B. *Lagotia aculeata*), aber auch spiralig verstärkte Hälse, die dann teilweise so lang sind wie die Ampulle (z. B. *Lagotia expansa*). Der Hals endet oft in einem trichterförmigen Kragen. Es gibt Gehäuse mit Verschlussklappen (z. B. *Folliculinopsis annulata*), die oft nicht leicht zu sehen sind, auch solche mit Vorhöfen (z. B. *Atriofolliculina fauréana*). Manche Arten bauen doppelwandige Loricae (z. B. *Magnifolliculina binalata*).

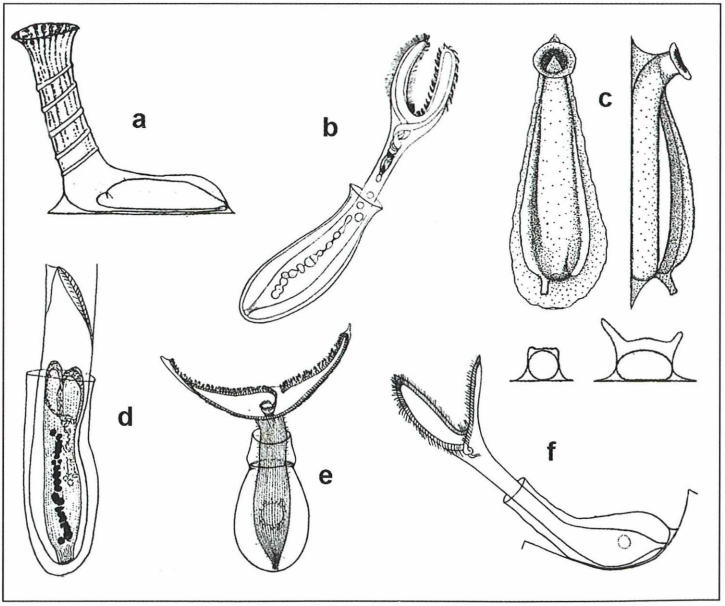


Abb. 3: Lorica-Bauformen.
a *Lagotia expansa.*
b *Eufolliculina moebiusi.*
c *Magnifolliculina binalata.*
d *Folliculinopsis annulata.*
e *Atriofolliculina fauréana.*
f *Lagotia aculeata*
(nach Hadži, 1951; Mulisch und Patterson, 1983 und Uhlig, 1964).

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

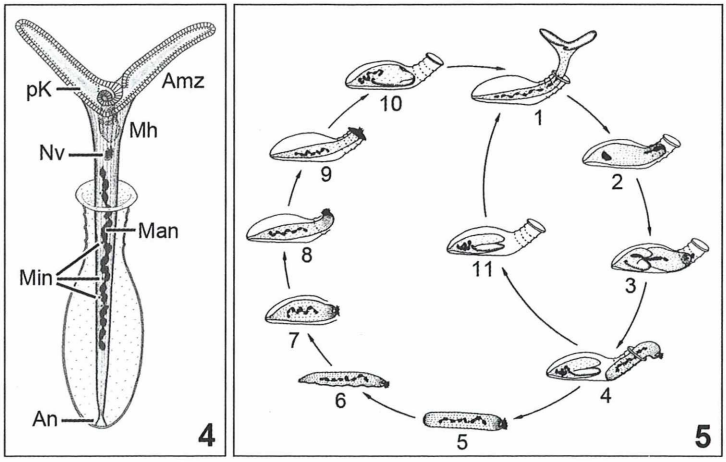


Abb. 4: Bauplan der Folliculiniden: Amz Adorale Membranellenzone, pK parorale Kinete, Mh Mundhöhle, Nv Nahrungsvakuole, An Anhaftungsstelle, Man Makronucleus, Min Mikronucleus (nach Mulisch und Patterson, 1983). – **Abb. 5:** Lebenszyklus einer Folliculiniden am Beispiel von *Eufolliculina uhligi*. **1** Vegetatives Stadium, Zelle gestreckt, **2** Einschmelzen der Peristomflügel, **3** inäquale Querteilung, **4** Schwärmer verlässt die Lorica, **5** Schwärmerphase, **6–9** Gehäusebau, **6** Plattphase, Abscheidung der Grundplatte, **7** Abscheidung der Ampulle, die Zelle heftet sich an, **8** Abscheidung des Halses, **9** Abscheidung und Modellierung des Kragens, **10** Differenzierung der Peristomflügel, **11** vegetatives Stadium, Zelle kontrahiert (aus Mulisch und Patterson, 1983).

Zum Bauplan der Zelle

Die Zelle – üblicherweise lebt nur ein Individuum im Gehäuse – ist am unteren Ende der Ampulle fixiert (Abb. 4). Anders als bei *Stentor* ist es der ausdifferenzierten Zelle nicht möglich, sich willkürlich zu lösen. Bei ungünstigen Lebensverhältnissen kann sie sich jedoch zum Schwärmer umwandeln (Hadži, 1951).
Die äußere Schicht des Zellkörpers (Cortex) ist fein in Längsrichtung gerippt, und zwischen den Rippen laufen Cilienreihen (Kineten). Der Makronucleus ist perlschnurartig oder kompakt, Mikronuclei sind meist nur durch Kernfärbung (z. B. Feulgen-Reaktion) darstellbar. Die Peristomflügel tragen adorale Membranellen (adoral = beim Mund), welche den Wasserstrom für den Transport der Nahrungspartikel zur Mundhöhle erzeugen und, etwas weiter innen sitzend, eine Cilienreihe (parorale Kinete), von der angenommen wird, dass sie als Reuse fungiert. Das Membranellenband senkt sich in einer oder auch mehreren Spiralbögen in die Mundhöhle ein. Am Grunde der Mundhöhle werden dann die Nahrungsvakuolen abgeschnürt.

Artbestimmung

Welche Folliculinidenart hatten wir nun vor uns? Es gibt nach der Einteilung von Hadži nur sechs Gattungen, die einen perlschurartigen Makronucleus und eine einfach gestaltete Lorica ohne Verschlussklappen oder Vorhofkammern haben. Durch weitere Gehäusekriterien sowie der schmalen Anheftungsstelle des Ciliaten gelangt man zielsicher zur Gattung *Eufolliculina*. Beschrieb sie Hadži 1951 noch aus fünf Arten bestehend, so wurde sie 1983 von Mulisch und Patterson revidiert und beherbergt seither nur noch zwei Arten. In dieser Revision wird die Lorica von *Eufolliculina moebiusi* durch *einfachen, wenig strukturierten Hals* und *kein deutlicher Kragen* gekennzeichnet. Die Schwesterart *Eufolliculina uhligi* wird mittels Grafiken und rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen detailliert dargestellt. Die Unterschiede in der Halskonstruktion weisen stark darauf hin, dass es sich bei unserem Fund um *E. moebiusi* handelt.

Der komplexe Lebenszyklus der Folliculiniden

Wenn sich Folliculiniden teilen, entsteht ein ungleiches Paar (Abb. 5). Der Querteilung gehen das Einschmelzen der Peristomflügel und eine Konzentration der Pigmente in der vorderen Zellhälfte voraus. Das hintere, angehaftete Teilungsprodukt verbleibt im Gehäuse. Während sich bei ihm wieder die Peristomflügel differenzieren, entwickelt der Schwärmer lediglich einen Membranellenkranz an seiner Vorderspitze. Er erscheint deutlich dunkler als die im Gehäuse verbleibende Zelle, die Pigmentierung

© Elsevier GmbH. Alle

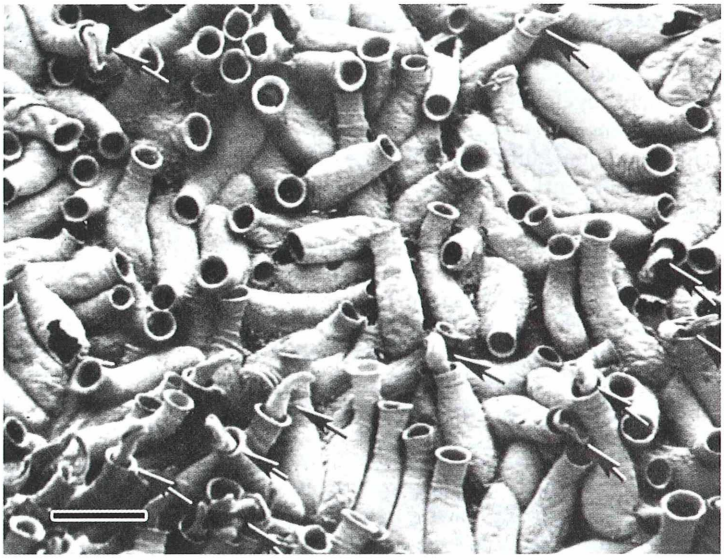


Abb. 6: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahme einer Kultur von *Eufolliculina uhligi*. Die Pfeile weisen auf aus den Gehäusen ragende Ciliaten. Maßbalken 200 µm (aus Mulisch et al., 1981).

rührt hauptsächlich vom Baumaterial für die Lorica her. Diesen Umstand deuteten die frühen Folliculinidenforscher dahingehend, dass sich die im Gehäuse verbleibende Zelle auf Kosten des Schwärmers reinigt. *Der Schwärmer bekommt ein undurchsichtiges Plasma, das voll von Abfällen und Pigment ist* ... (Hadži, 1951). Nach einer Weile, es kann je nach Art Stunden dauern, verlässt der Schwärmer das Gehäuse. Folliculiniden siedeln oft dicht gedrängt, so Substrat und Lebensbedingungen günstig sind (Abb. 6).

Es ist bisher nicht genau bekannt, welche Signale der Schwärmer in welcher Weise bei der Bauplatzsuche auswertet. Hat er eine Region gefunden, die dem Muster eines guten Bauplatzes entspricht, so verändert sich der normalerweise drehrunde Schwärmer zu einem platten, länglichen Organismus. Dieser Zustand wird sehr anschaulich als Plattphase bezeichnet (Uhlig, 1964). Während dieser Phase wird die Bodenplatte abgeschieden. Sodann beginnt die Zelle mit dem Aufbau der Ampulle und setzt sich mit dem Anhaftungsorganell an der Lorica fest. In dieser Zeitspanne ist noch die gesamte Körperoberfläche fähig, Baumaterial abzuscheiden. Später, wenn der Hals geformt wird, sezerniert nur noch die vordere Zone des Schwärmers Material. Sofern der Hals besonders strukturiert werden soll (Verstärkungsringe, Kragen), unterstützt der apikale Membranellenkranz die Modellierung. Ist die Lorica fertig, wird der Membranellenkranz eingeschmolzen. Die Zelle zieht sich in die Ampulle zurück und die Peristomflügel werden differenziert.

Gibt es eine Reifeteilung?

Bei Ciliaten (unter vielen anderen auch beim Pantoffeltier) kennt man die Konjugation, ein Typ der geschlechtlichen Fortpflanzung, wobei die Gene aufgemischt und neu verteilt werden. Bei den Folliculiniden wurde ein solcher Vorgang in der mir vorliegenden Literatur nicht beschrieben. Den Kern reorganisierende Reifeteilungen gibt es beispielsweise aber auch im Zusammenhang mit der Encystierung (Autogamie). Hadži hat eine Reihe von Bildungen in Folliculinidengehäusen gefunden, welche nach Cysten aussehen. Da er aber überwiegend mit konserviertem Material arbeitete, konnte er weder En- noch Excystierungsvorgänge beobachten. Vielleicht ist diese Frage auch heute noch nicht geklärt. So schreibt Maria Mulisch 1985 im MIKROKOSMOS, dass es *bisher nur Spekulationen über sexuelle Prozesse dieser Gruppe gibt (man vermutet Autogamie, eine Rekombination des genetischen Materials innerhalb einer Zelle, ohne Verschmelzung mit einem anderen Konjugationspartner)*. Auch in neuerer Literatur fand ich keine weitergehenden Informationen zu diesem Thema.

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

Was kommt nach der Schwärmerphase?

Dass Folliculiniden nicht zur sicheren Beute des Aufwuchsangelns im Hafenbecken von Kloster auf Hiddensee gehören, bemerkten wir im darauf folgenden Jahr. Keiner aus der Mikroskopikergruppe entdeckte diese Ciliaten auf den 2007 ausgehängten Objektträgern. In jenem Jahr waren wir zum einen später in der Vegetationsperiode auf der Insel, zum anderen hatten die Objektträger eine kürzere Zeitspanne als im Jahr davor im Wasser gehangen. 2008 gab es aber wieder einige Exemplare zu beobachten, und ein Schwärmer tat uns tatsächlich den Gefallen und baute vor unseren Augen seine Behausung. Ein Bericht dazu folgt.

Literaturhinweise

Bettighofer, W: Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee. Teil 1: Aufwuchsobjektträger. Mikrokosmos 98, 336–341 (2009).

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

Hadži, J.: Studien über Follikuliniden. Academia Scienciarum et Atrium Slovenica, Classis IV: Historia Naturalis et Medicinia, Ljubljana 1951.

Mulisch, M.: Die Flaschentierchen (Folliculiniden): Interessante Bewohner des Meeres. Mikrokosmos 74, 39–44 (1985).

Mulisch, M., Patterson, D. J.: *Eufolliculina uhligi* n. sp., a new member of Folliculinidae (Ciliophora) with some comments on the genus *Eufolliculina* Hadži 1951. Protistologica 19, 235–243 (1983).

Primc-Habdija, B., Matoničkin, R.: A new freshwater folliculinid (Ciliophora) from the karstic region of Croatia. Europ. J. Protistol. 41, 37–43 (2004).

Röttger, R.: Wörterbuch der Protozoologie. Shaker Verlag, Aachen 2003.

Uhlig, G.: Die Folliculiniden der Deutschen Bucht. I. *Magnifolliculina* n.g., eine interessante Formengruppe der Epifauna des Sandgrundes. Helgoländer wiss. Meeresunters. 11, 92–109 (1964).

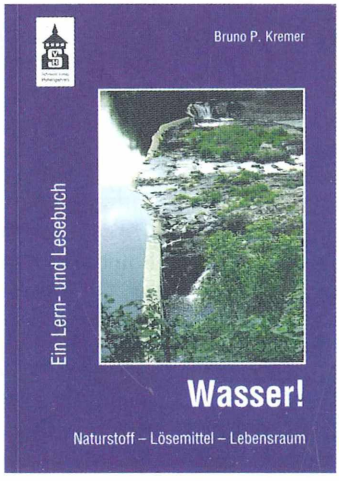
Uhlig, G.: Der Gehäusebau bei *Metafolliculina andrewsi* (Ciliata; Heterotricha). Zool. Anz. (Suppl. Bd.) 27, 498–507 (1964).

Uhlig, G.: *Metafolliculina andrewsi*. Fortpflanzung. Film E 649/1964 des Instituts für den wissenschaftlichen Film, Göttingen (Begleitpublikation aus 1972).

Verfasser: Wolfgang Bettighofer, Rutkamp 64, 24111 Kiel,
E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de,
Internet: www.protisten.de

Buchbesprechung

Kremer, B. P.:
Wasser! Naturstoff – Lösemittel – Lebensraum.
Schneider Verlag, Hohengehren 2010, kartoniert, 192 Seiten, 69 Abbildungen, € 18,00,
ISBN 978-3-8340-0810-7.



Wasser ist der wohl wichtigste Stoff für das Leben auf der Erde. In Schulen wird das Sachthema Wasser in verschiedensten Fächern bearbeitet. Die speziellen physikochemischen Eigenschaften des Wassers wie die Dichteanomalie oder der Dipolcharakter sind Thema in Physik und Chemie, die Bedeutung für den Organismus und die Ökosysteme werden in Biologie und Geografie behandelt. Bruno P. Kremer stellte fest, dass allerdings ein fachübergreifendes Lehrbuch, was alle wesentlichen Aspekte zum Thema Wasser aufgreift, fehlt. Diese Lücke schließt er nun gekonnt mit seinem neuesten Werk *Wasser! Naturstoff – Lösemittel – Lebensraum*. Dieses preisgünstige „Lern- und Lesebuch" ist speziell für Lehrer der Sekundarstufe 1 konzipiert. Neben grundlegenden Informationen zu den verschiedenen Aspekten des Wassers werden einfache Experimente und Projektideen vorgestellt und viele Anregungen gegeben. Aber auch naturwissenschaftlich interessierte Nicht-Lehrer oder Nicht-Schüler werden Gefallen an der Welt des Wassers finden. Gut verständlich und mit gewohnt knackigen Kapiteltiteln vermittelt B. P. Kremer viele interessante Fakten in fünf Kapiteln: Die Erde als Wasserplanet, Wasser als Naturstoff, Ständig unterwegs: Der Wasserkreislauf der Natur, Wasser und Leben, Wasser als Lebensraum. Dieses Buch ist sicher kein „Schlag ins Wasser".

Renate Radek, Berlin

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

Nurflügler-Samen von Alsomitra macrocarpa – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Teil 1: Funktionsmorphologie und Gleitflug

Werner Nachtigall

Schon Haberlandt (1892) hat sich geradezu poetisch über die feenhaft gleitenden Samen dieser zu den Kürbisgewächsen gehörenden tropischen Kletterpflanze geäußert. Sie fallen aus in den Baumkronen reifenden Kugelfrüchten heraus und gleiten dann weit über den Boden dahin, wodurch sie die Art ausbreiten. Zu Beginn des technischen Flugwesens haben Ahlborns (1897) klassische Untersuchungen über die Gleiteigenschaften solcher Samen frühe Flugpioniere beeindruckt und zur Konstruktion von Nurflügelgleitern (Etrich-Wells-Gleiter, 1904) und Motorflugzeugen (Etrich-Rumpler-Taube, 1909/1910) angeregt. In neuen Gleitflug-Experimenten werden Eigentümlichkeiten der funktionellen Morphologie und des Feinbaus dieser zarten, autostabilen Nurflügel-Gleiter aerodynamischen Aspekten gegenübergestellt.

Nach den früheren Artbezeichnungen *Zanonia macrocarpa* und *Macrozanonia macrocarpa* gilt heute der Artname *Alsomitra macrocarpa* (Also-Mitra = Hain-Haube). Als phantastisch anzusehende Gleitflieger sind die Samen aber auch heute noch unter dem Stichwort Zanonie bekannt. Zunächst seien einige klassische Beobachtungen und Messungen genannt.

Die Zanonie

In der kugeligen Frucht von etwa 20 cm Durchmesser liegen die papierdünnen Samen dichtgedrängt. Ihre außerordentlich zarten, leicht nach hinten gepfeilten Flügel (Abb. 1a, 4a, b) sind wegen der Lagerung in der Kugelfrucht gegen die bumerangartig verbreiterten Enden hin etwas aufgebogen, und beim Flug biegen sie sich wegen der angreifenden Luftkräfte noch etwas weiter auf. In der Mediane erreicht der Nurflügel bis $t_{med} \approx 5$ cm Tiefe; seine Spannweite b beträgt bis ≈ 15 cm. Der Schwerpunkt des flachen Nüsschens liegt zentral nahe der Druckmittellinie (Abb. 1a). Der gesamte, mit der Fläche $A \approx 60$ cm² recht ansehnliche Samen besitzt eine Masse m von nur 0,25 bis 0,3 g beziehungsweise ein Gewicht F_g von nur etwa 0,0025 bis 0,003 N.

Neben diesen großen Gleitfliegern gibt es in der gleichen Frucht zwei weitere Gruppen, nämlich mittelgroße (b ≈ 8 cm) und kleine (b ≈ 5 cm), die teils andere Gleitcharakteristika haben, hier aber nicht betrachtet werden. Es ist anzunehmen, dass die oben angeführten Massen-Messwerte an frischen Samen gewonnen worden sind. Die entsprechenden Werte für die hier verwendeten trockenen Sammlungsexemplare sind um mindestens 25 % geringer, was sich bereits auf die Gleitzahl und den Gleitwinkel auswirken könnte.

Die Früchte reifen in den Regenwäldern, insbesondere der Sunda-Inseln, und zwar in den Baumkronen, so dass eine größtmögliche Fallstrecke von ≥ 30 m gegeben ist. Wenn sie aufspringen, *dann glaubt man plötzlich eine ganze Schar von atlasglänzenden Schmetterlingen daraus hervorschwirren zu sehen* ... (Die Samen) *gehören zu dem Schönsten und vollkommensten, was es auf diesem Gebiete gibt* (Haberlandt, 1892, zitiert nach Lüttig und Kasten, 2003). Nach den klassischen Daten von Ahlborn (1897) gleiten sie mit einer Sinkgeschwindigkeit von 18 cm s^{-1} in großen Spiralen oder auch angenähert geradeaus abwärts. Bei einer Fallhöhe von 30 m blieben sie nach diesen Angaben also, wenn sie nicht anstoßen würden, das heißt geradeaus gleiten könnten, 2 3/4 Minuten in der Luft und kämen dabei mit einem

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

Gleitwinkel (siehe unten) von 20° etwa 85 m über den Grund.
Nicht ganz so gleitflugoptimiert erscheinen die etwas kleineren und gedrängteren Flugsamen von *Zanonia javanica*, der Javanischen Zanonie, mit einer Sinkgeschwindigkeit von 39 cm s^{-1}.

Methoden und Messkenngrößen

Die Durchlicht-Makroaufnahmen wurden mit einer Repro-Einrichtung unter Verwendung einer Olympus OM 2n gemacht, die Mikroaufnahmen mit einem Hertel & Reuss Mikroskop und Olympus-Objektiven.
Ein standarisierter Start wurde wie folgt erreicht. Der Samen wurde auf ein zur Einstellung des Start-Anstellwinkels verkippbares Brettchen gelegt, das auf dem Grundbrett einer Schaukel befestigt war. Nach Auslenkung und Arretierung (Abb. 2a) der Schaukel wurde diese elektromagnetisch ausgelöst, stieß beim Vorwärtsschwingen hart an einen Anschlagebock und setzte auf diese Weise den Samen, bereits mit angenähert richtigen Werten für Gleitgeschwindigkeit und Gleitwinkel, frei (Abb.

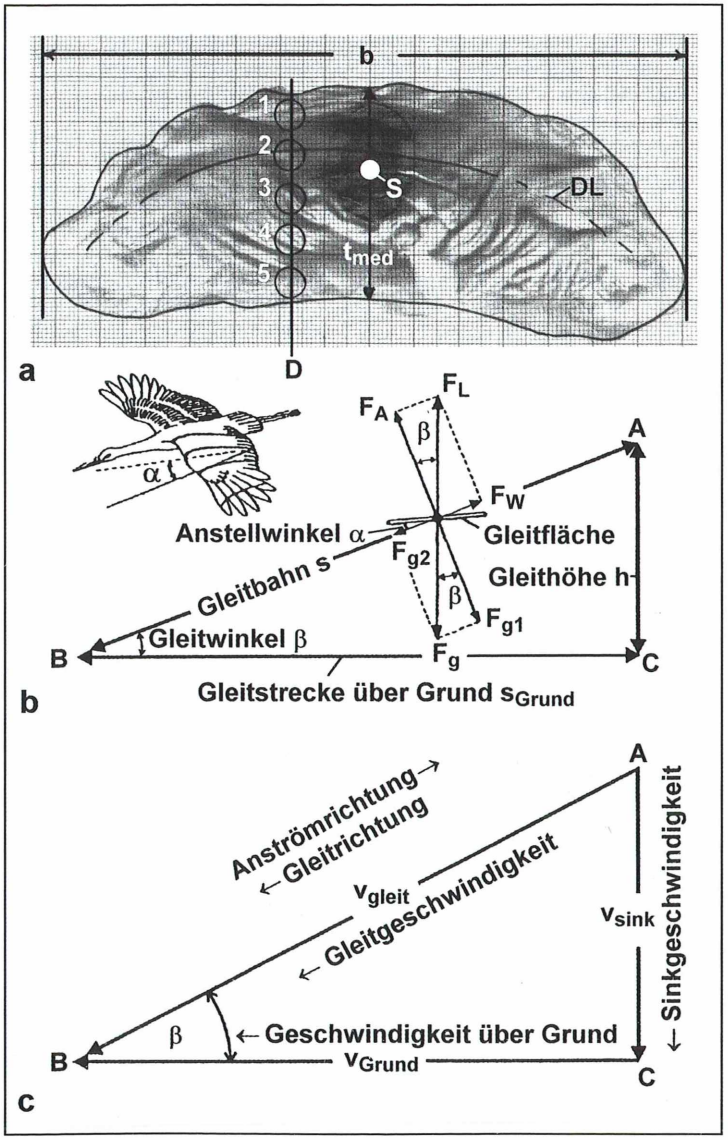


Abb. 1: Das untersuchte Exemplar und Gleitdreiecke. **a** Diaspore auf Millimeterpapier kopiert, Rand nachgezogen. b Spannweite = 14,3 cm, t_{med} mediane Flügeltiefe = 4,8 cm, D Messlinie und Messpunkte für Membrandickenmessung, S Schwerpunkt Nüsschen, DL ungefährer Verlauf der Drucklinie. **b** Wegdreieck und Kräfteverhältnisse beim stationären Gleitflug. Vektoren nicht maßstäblich, Schwerpunkt zur zeichnerischen Vereinfachung nicht unter, sondern in den Angriffspunkt der Luftkraftresultierenden gelegt. Der Storch kennzeichnet den Anstellwinkel α zur Gleitbahn. **c** Geschwindigkeitsdreieck (b und c nach Nachtigall, 1985).

© Elsevier GmbH

2b). Stationärer Gleitflug stellte sich schon nach weniger als einem halben Meter Gleitstrecke ein. Der Abstand der Starteinrichtung zum Mittelpunkt des schwarzen Hintergrund-Bretts betrug 1,55 m.

Fotografische Gleitkenngrößen-Bestimmung

Zum einen lassen sie sich fotografisch bestimmen (Methode 1). Gleitflugaufnahmen wurden unter Beleuchtung mit zwei vertikal gegeneinander leuchtenden 150 W-Tiefstrahlern auf 200 ASA Negativfilm gegen schwarzen Hintergrund gemacht, wobei die Horizontlinie durch eine gespannte Schnur markiert war, eine Eichstrecke von s = 10 cm eingeblendet wurde und die Belichtungszeit $^1/_2$ s betrug. Reihen leicht verrissener Bilder der gleitenden Samen wurden dadurch erhalten, dass vor der Kamera eine Scheibe mit einem 90°-Sektorenausschnitt mit 16,24 Umdrehungen pro Sekunde (stroboskopisch eingeeicht) rotierte (Abb. 2c), so dass der Einzelbild-Abstand Δt = 0,062 und die Einzelbild-Belichtungszeit 0,015 s betrugen (Abb. 2d–f). Alternativ wurde mit einem Stroboskop Eurolite 300 mit 10 Blitzen pro Sekunde und Einzelbild-Belichtungszeiten von 1/1000 s gearbeitet (Abb. 3). Aus beiden Registrierungen ließ sich der in den Abbildungen 1d und e eingezeichnete Gleitwinkel β zwischen der Gleitbahn und der Horizontalen ausmessen. Für einen guten Gleitflieger ist er möglichst klein. Die damit zusammenhängende Gleitzahl ε gibt an, um welchen Faktor die Strecke über Grund s_{grund} größer ist als die Sinkstrecke s_{sink}. Sie ist für einen guten Gleitflieger möglichst groß und berechnet sich zu $\varepsilon = \cot \beta$. In etwa ist auch der Anstellwinkel α der Flügelunterseite zur Gleitbahn (Abb. 1e) zu entnehmen. Schließlich lässt sich die Gleitgeschwindigkeit $v_{gleit} = \Delta s / \Delta t$ berechnen. Sink- und Grundgeschwindigkeit hängen nach $v_{sink} = v_{gleit} \sin \beta$ und $v_{grund} = v_{gleit} \cos \beta$ von der Gleitgeschwindigkeit ab.

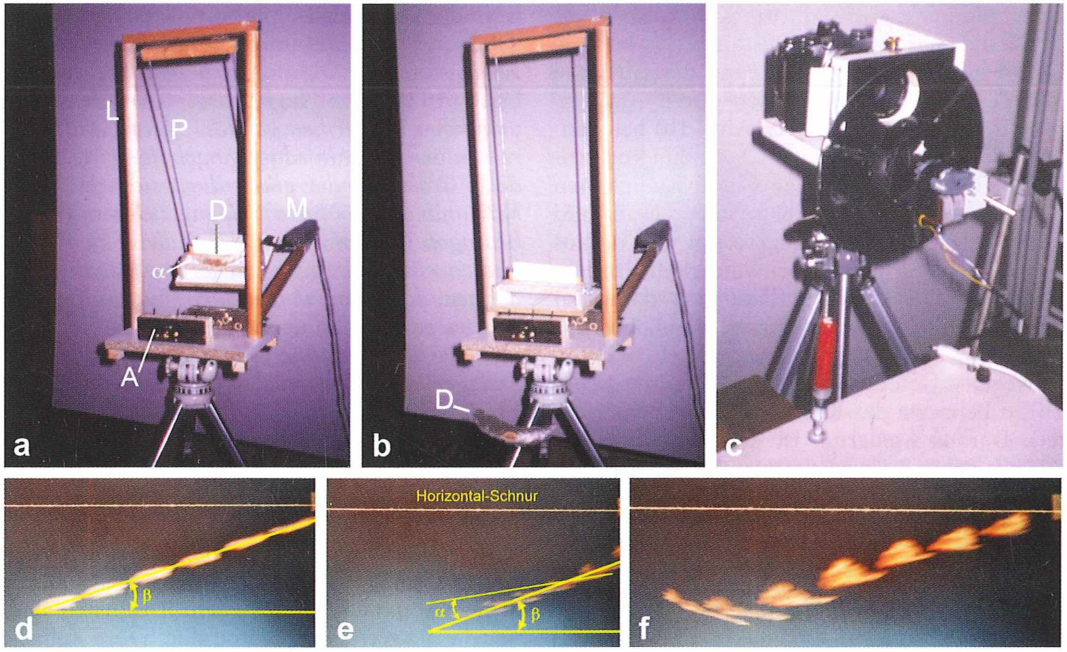


Abb. 2: Versuchsanordnung und Registrierung. **a** Abflugpendel ausgelenkt. A Anschlagblock, D Diaspore, L Lagerung von P, M Auslösemagnet, P Pendel, α Anstellwinkel-Einstellbrettchen. **b** Abflugpendel, nach dem Anschlagen und Abwerfen der Diaspore zurückfedernd. **c** Kamera und vorgesetzte Drehscheibe mit Sektorenausschnitt. **d** und **e** Im freien Gleitflug bei Schlitzscheibenbelichtung, Gleitbahn, horizontal gespannte Schnur, schwarzer Samtpapier-Hintergrund, Bildabstand 0,052 s, Einzelbild-Belichtungszeit 0,013 s. **f** Gleitflug mit Aufkippen. Spezielle Daten für d: β = 17°, ε = 3,72, v_{gleit} = 1,26 m s^{-1}, Re = 4,00 · 10^3. Spezielle Daten für e: β = 17°, ε = 3,72, v_{gleit} = 0,86 m s^{-1}, Re = 2,73 · 10^3, α_{mittel} = 11°.

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

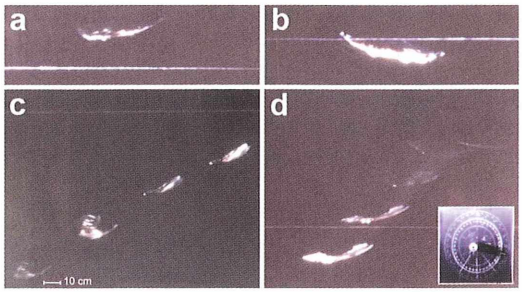


Abb. 3: Beispiele für Stroboskopaufnahmen. Weißer Strich (gespannter Faden): Horizontale. Großes Exemplar (b = 14,3 cm). **a** und **b** Aufnahmerichtung etwa in Flugrichtung. **c** Aufnahme mit geringer Abweichung der Flugrichtung senkrecht zur optischen Achse. Bei dieser und zwei weiteren, ähnlichen Registrierungen wurde gemessen: v_{gleit}: 1,05 – 1,01 – 0,91 m s^{-1}, β: 16° – 24° – 29,5°, ε: 3,49 – 2,25 – 1,77. **d** Schrägaufnahme. Einschaltbild: Messung der Blitzabstände.

Gleitkenngrößen-Bestimmung mit Maßband und Stoppuhr

Zum anderen kann man die Kenngrößen mit Maßband und Stoppuhr bestimmen (Methode 2). Wegdreiecke zur Berechnung der Gleitzahl und des Gleitwinkels wurden durch Ausmessung der Strecke s_{grund} (B–C, Abb. 1b) bei standardisierter Strecke s_{sink} (A–C) = 1,2 m konstruiert. Zur Berechnung der Geschwindigkeiten wurde die Zeit t zwischen Start bei A und Grundberührung bei B abgestoppt und daraus $v_i = s_i / t$ berechnet (Geschwindigkeitsdreieck, Abb. 1c). Die Gleitzahl lässt sich dann auf unterschiedliche Weise ansetzen, nämlich zu $\varepsilon = \text{cotan}\,\beta = s_{grund}/s_{sink} = v_{grund}/v_{sink} = F_A/F_W = c_A/c_W$ (s Wege, v Geschwindigkeiten, F Kräfte (Abb. 1b), c Beiwerte der Kräfte, hier nicht betrachtet). Daraus wiederum ist der Gleitwinkel zu $\beta = \text{arc cotan}\,\varepsilon$ zu bestimmen. Es sei erwähnt, dass manche Autoren der Strömungsmechanik die Gleitzahl als $\varepsilon = \tan\beta$ definieren.

Morphologie und funktioneller Feinbau

Die Größe und die äußere Gestaltung wurde bereits unter der Absatz-Überschrift *Die Zanonie* angesprochen. Ein einigermaßen gut erhaltenes Exemplar zeigen die Abbildungen 4a und b. Hierbei kommt die periphere Feinheit der Flugmembran am besten im Durchlicht heraus (a), ihre Wellung am besten im streifenden Seitlicht (b). Die Flügelfläche ist im Trockenzustand grobgewellt, stellenweise zudem feingewellt. Sie ist außerordentlich dünn. Die Dicke an den fünf Messpunkten längs der 1 cm vom Nüsschenrand verlaufenden Messlinie (Abb. 1a) beträgt nach Messungen mit einem Präzisions-Mikrometer (Durchmesser der kreisförmigen Auflagefläche 7,5 mm) 20 – 50 – 70 – 60 – 10 µm. Das Nüsschen selbst ist im trockenen Zustand etwa 350 µm dick.

Vom Nüsschen aus ziehen stabilisierende Strahlen zunächst eher parallel zur Spannweite (Abb. 4c, d). In der Nähe der Kontur biegen sie stärker um und münden dann in etwa senkrecht zur Kontur (Abb. 4e, f). Den Verlauf kann man besonders gut an Durchlicht-Fotogrammen studieren (Abb. 4g). Feinste Strahlen liegen portionsweise zwischen etwas gröberen. In Nüsschennähe sind die Strahlen etwa 20 µm dick, am Rand nur etwa 3 µm. Die Spreite zwischen den Strahlen ist in Randnähe nur wenige µm dick, nach n = 10 mikroskopischen Messungen mit der Mikrometerschraube im Mittel rund 5 ± 0,5 µm (± 10%); diese Feinstlamelle ist in der Dicke also recht homogen.

Zu den Flügeln und ihren Strahlen schreibt der Altmeister der Diasporologie, Eberhard Ulbrich (1928): *Die Flughaut wird von den zartwandigen Epidermen gebildet, deren Zellen in reihenförmiger Anordnung nach den Flügelrändern streichen, die glasig-durchsichtige Zartheit und den schönen Seidenglanz der Flügel bedingen (d). Im dickeren Teil der Flügel verbinden einschichtige Gewebelamellen die Epidermen, die untereinander auch Querverbindungen zeigen.* Und an anderer Stelle: *Als Flughaut dienen die Epidermen der Samenschale, als Stützgerüst die verstärkten Radialwände der Epidermiszellen. ... Zur Festigung der Flügel und Verringerung des spezifischen Gewichts der ganzen Samen trägt aber auch das Zwischengewebe der Flügel bei, durch sklerenchymatische Beschaffenheit und Luftgehalt.*

Parenchym (Zwischengewebe) findet sich bei den *Alsomitra*-Samen also nur in dünnen Schichten nahe dem Nüsschen. Ansonsten sind nur die ausgetrockneten und durch ihre Zellanordnung und interne Versteifung strahlenartig konfigurierten Epidermen aufeinandergeklebt – dünner geht es nimmer – und bei dem gegebenen minimalen Materialaufwand auch nicht stabiler. Insbesondere beeindruckt die für diese zarte Struktur beachtliche Biegesteifigkeit (siehe Teil 3 dieser Serie).

Gleitflug

Pflanzliche Verbreitungselemente, ob Früchte, Samen oder andere Pflanzenteile, nennt man allgemein Diasporen (vom griechischen diaspeiro = ich verbreite). Bei *Alsomitra* sind die Diasporen Samen. Die einzige verbreitungsrelevante Kenngröße, die eine hochwachsende Pflanze solchen Diasporen mitgibt, ist die Fallhöhe oder Sinkstrecke s_{sink}, die Strecke zwischen Ablösungsort und vertikal darunterliegendem Ort der Bodenberührung. Aus Verbreitungsgründen ist es für eine Pflanze aber wichtig, dass ihre Diasporen möglichst weit vom letztgenannten Ort zu Boden kommen, dass sie also während des Absinkens eine gewisse Horizontalstrecke s_{Grund} über den Grund verdriftet werden. Dann bewegen sich die Diasporen zwischen Ablösung und Bodenberührung auf einer schräg geneigten Bahn. Hierfür gibt es zwei Möglichkeiten.

Zum einen kann sich Seitwind dem senkrechten Absinken überlagern. Ihn optimal zu nutzen bedeutet, die Sinkgeschwindigkeit v_{sink} möglichst klein zu halten, denn dann kann er sich länger auswirken. Fallschirmartige Diasporen, etwa die des Löwenzahns, sind für ihre geringen Sinkgeschwindigkeiten von lediglich etwa 30 cm s^{-1} (Gattung *Taraxacum*, Löwenzahn) bis 56 cm s^{-1} (Gattung *Tragopogon*, Wiesenbocksbart) bekannt; darüber wurde im MIKROKOSMOS ausführlich berichtet (Nachtigall, 2009 und Folgearbeiten). Zum anderen können die Diasporen als Gleitflieger ausgebildet sein. Damit kommen sie auch bei Windstille weit über Grund. Für optimal weites Gleiten sollte der Gleitwinkel β möglichst klein, das heißt die Gleitzahl ε möglichst groß sein. Darüber berichtet die vorliegende Arbeit. Kommt bei Gleitfliegern ein Seitwind dazu, überlagern sich günstigerweise die Effekte. Bei Rückenwind (Seitwind in Gleitrichtung) addieren sich die Geschwindigkeiten über Grund. Mit diesen beiden Möglichkeiten, auf die bereits Azuma und Okuno (1987) hingewiesen haben, ergibt sich aber das Problem, auf welche von beiden die *Alsomitra*-Diaspore letztlich evolutiv optimiert ist. Am Ende der Arbeit wird daraus eine Frage formuliert.

In beiden Fällen lässt sich, wie oben erläutert, mit den drei genannten Strecken oder Wegen ein Wegdreieck konstruieren. Statt der Wege kann man auch die zugehörigen Geschwindigkeiten einsetzen. Das Wegdreieck (Abb. 1b) beziehungsweise Geschwindigkeitsdreieck (Abb. 1c) heißt dann allgemein Gleitdreieck.

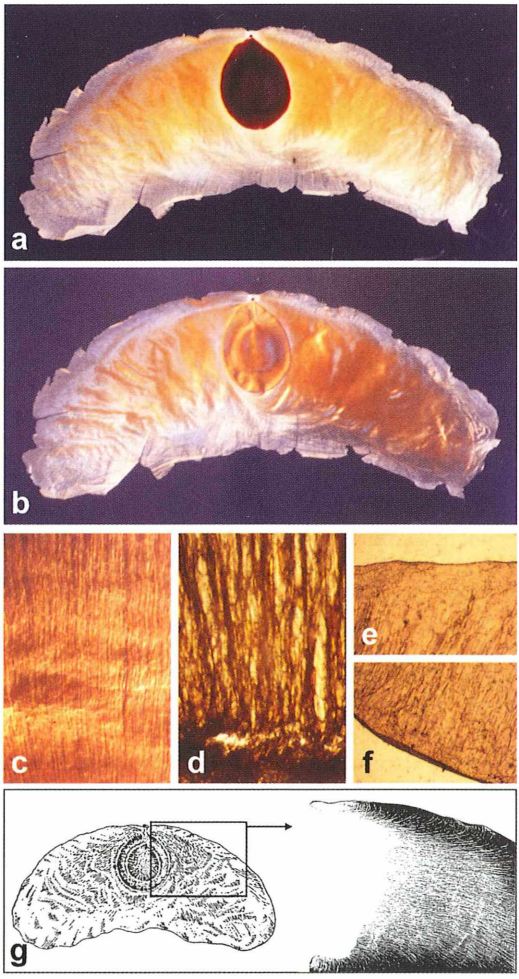


Abb. 4: Makro- und Mikroaufnahmen. **a** und **b** Ein typisches großes Exemplar, unterschiedlich beleuchtet, bei a Durchlicht, bei b streifendes Auflicht. **c–f** Ausschnitte aus dem versteifenden Strahlenwerk: c nahe Nüsschen (unten), Auflicht, schwach vergrößert. d nahe Nüsschen (unten), stärker vergrößert, Durchlicht. e Vorderkante. f Hinterkante. **g** Durchlicht-Photogramm.

Es seien zunächst einmal die gleitflugspezifischen Kenngrößen kurz definiert und dann allgemein diskutiert, zuerst die zum Gleitdreieck gehörenden, dann die zum Gleitflieger gehörenden. Im Anschluss daran wird es einfach sein, die *Alsomitra*-spezifischen Kenngrößen kurzgefasst einzureihen und zu vergleichen.

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

Kenngrößen des Gleitdreiecks

- Sinkstrecke s_{sink}, Sinkgeschwindigkeit v_{sink}: Vertikale Dreieckskathete
- Strecke über Grund s_{Grund}, Geschwindigkeit über Grund v_{Grund}: Horizontale Dreieckskathete.
- Gleitstrecke s_{gleit}, Gleitgeschwindigkeit v_{gleit}: Schräggeneigte Dreieckshypothenuse.
- Gleitwinkel β: Winkel zwischen s_{gleit} und s_{Grund} beziehungsweise zwischen v_{gleit} und v_{Grund}.
- Anstellwinkel α: Winkel zwischen s_{gleit} beziehungsweise v_{gleit} und der Druckseitentangente (etwa die Tangente an die Flügelunterseite) des Gleitfliegers.
- Gleitzahl ε: Cotangens des Gleitwinkels.
- Gewicht, Gewichtskraft F_g: Vertikal abwärts weisende massenbedingte Kraft am Gleitflieger. Der Masse 1 kg entspricht eine Gewichtskraft von 9,81 N.
- Auftrieb, Auftriebskraft F_A: Senkrecht zu s_{gleit} beziehungsweise v_{gleit} gerichtete strömungsbedingte Kraft am Gleitflieger.
- Widerstand, Widerstandskraft F_W: Parallel zu s_{gleit} beziehungsweise v_{gleit} gerichtete, gegen die Gleitrichtung weisende strömungsbedingte Kraft am Gleitflieger.
- Luftkraftresultierende F_{res}: Geometrische Resultierende aus F_A und F_W.

Bei Gleitflügen ist der Flügel unter einem Anstellwinkel α gegen die schräg im Raum verlaufende Gleitbahn angestellt (Abb. 1b und 2e). Bei stabil gleitenden Gebilden, sei es ein konventionelles Flugzeug, ein Nurflügler oder eine gleitende Diaspore, muss der Schwerpunkt (Angriffspunkt der resultierenden Gewichtskraft F_g) *unter* dem Druckpunkt (Angriffspunkt der resultierenden Luftkraft F_{res}) liegen. In Abbildung 1b fallen die beiden Punkte aus Gründen zeichnerischer Vereinfachung zusammen. Andernfalls gibt es instabilisierende Momente, die über zusätzliche Steuerflächen, etwa Höhenleitwerke, abgefangen werden müssen. Über solche verfügt ein Nurflügler aber nicht direkt, so dass für ihn eine günstige Austarierung besonders wichtig ist. Die Einzeldruckpunkte aller Flügelabschnitte vereinigen sich zu einer Drucklinie, die beim Nurflügler mit einem Abstand von etwa $^1/_3$ der Flügeltiefe von der Vorderkante entfernt verläuft (Abb. 1a). Bei *Alsomitra* liegt der Schwerpunkt des Nüsschens, wie erwähnt, recht nahe der Mitte dieser Drucklinie. Da sich die Flügelenden im Gleitzustand leicht aufwärts biegen, liegt der Schwerpunkt in der Tat deutlich tiefer als der Angriffspunkt der resultierenden Luftkraft, was für einen stabilen Gleitflug sorgt.
Sobald sich ein gleitfliegendes System so austariert hat, dass die Resultierende F_{res} aus Auftriebskraft F_A und Widerstandskraft F_W entgegengesetzt gleich seinem Gewicht F_g ist (Abb. 1b), gleitet es mit konstanter Geschwindigkeit v_{gleit} auf seiner Gleitbahn s_{gleit} unter dem Gleitwinkel β zwischen Gleitbahn und Horizontaler schräg abwärts. Man sagt, es herrscht dann ein stationärer Gleitflugzustand. Die Energie für die Vorwärtsbewegung gewinnt das System dabei aus der Höhendifferenz s_{sink} seines Gewichts F_g zwischen Start- und Landepunkt. Während des Gleitflugs setzt es die potentielle Energie $W_{pot} = F_g \cdot s_{sink}$ in kinetische Energie um.

Kenngrößen des Gleitfliegers

Neben seiner Masse ist ein Gleitflieger durch geometrische Grundmaße und daraus zusammengesetzte Kenngrößen beschreibbar. Da man bei *Alsomitra* von einer angenähert gleichmäßig dünnen und über die Tiefe angenähert ebenen, jedenfalls nicht systemisch gewölbten Tragfläche ausgehen kann, sind Dickenverteilungs- und Wölbungskenngrößen kaum zu berücksichtigen. Einige wenige andere von sekundärer Bedeutung gibt es; sie werden hier aber nicht näher betrachtet.

- Masse m und Gewicht F_g: Einheiten: Masse Messung in g, internationale Einheit kg; Gewicht internationale Einheit N.
- Lokale Flügeltiefe t: Breite des Flügels an einem bestimmten Punkt seiner Spannweite; maximale Flügeltiefe t_{max}, mediane Flügeltiefe t_{med}: Breite des Nurflüglers an seiner Mittellinie; Messung in cm, internationale Einheit m.
- Spannweite b: Länge der Verbindungslinie zwischen den beiden Flügelspitzen.
- Fläche A: Messung in cm^2, internationale Einheit m^2.
- Streckung beim Rechteckflügel $\Lambda = b/t$. Streckung beim Nicht-Rechteckflügel $\Lambda = b^2/A$, dimensionslose Kenngröße.
- Flächenbelastung $FB = F_g/A$, Einheit $N\,m^{-2}$.
- Reynoldszahl $Re = v \cdot l/\nu$ (dimensionslos: v Relativgeschwindigkeit zur Luft in $m\,s^{-1}$, l charakteristische Länge in m, ν kinematische Zähigkeit der Luft, bei 20 °C gleich

$1{,}51 \cdot 10^{-5}$ m^2 s^{-1}). Mit l = t_{med} wird die Reynoldszahl als $Re_{t\,med}$ bezeichnet.
- Weitere Kenngrößen wie Anstellwinkel α, Gleitzahl ε, Luftkraftkomponenten: siehe Gleitbahnkenngrößen.

Ein Gleitflieger sollte eine möglichst große Streckung Λ aufweisen, weil dann sein so genannter induzierter Widerstand relativ geringer und damit seine Gleitzahl besser ist. Bei modernen Segelflugzeugen, die bei hohen Reynoldszahlen fliegen, kann man Extremstreckungen beobachten. Im biologischen Bereich setzen baustatische und entwicklungsmechanische sowie strömungsmechanische Eigentümlichkeiten Grenzen. Gute Gleiter können (müssen aber nicht) ein möglichst geringes Gewicht F_g und eine möglichst große tragende Fläche A besitzen, so dass ihre Flächenbelastung FB gering bis sehr gering ist. Die leichten *Alsomitra*-Diasporen können gerade diese Kenngröße vorzüglich ausspielen.
Wie immer diese Kenngrößen zusammenspielen: Letztendlich kommt alles darauf an, dass die im Methoden-Abschnitt angeführten Quotienten s_{grund}/s_{sink}, v_{grund}/v_{sink}, F_A/F_W beziehungsweise c_A/c_W möglichst groß sind. Je größer der Quotient ist, desto günstiger ist das. Die Gleitzahl ε ist dann größer, der Gleitwinkel β kleiner, die aus gegebener Höhe erreichbare – für die Pflanze verbreitungsbiologisch letztlich einzig wichtige – Gleitstrecke über Grund s_{grund} ist größer.
Damit wäre zu erwarten, dass das gleitende System einen Anstellwinkel α wählt, bei dem die angegebenen Quotienten s_{grund}/s_{sink} etc. maximal sind: Optimale Gleitzahl ε_{opt}. Danach wäre es nicht verwunderlich, wenn die *Alsomitra*-Diaspore eben diesen Anstellwinkel einstellt, sofern sie ihren Gleitflug optimiert. Dies ist in etwa der Fall; darauf wird in der letzten Mitteilung eingegangen.

Messung der Kenngrößen einer typischen Alsomitra-Diaspore

Um die versuchsbedingte Variation festzustellen, wurde der Gleitflug einer einzigen, typischen, großen Diaspore mit einer Masse von recht genau 0,2 g, deren geometrische Kenngrößen unten angegeben sind, mehrfach registriert. Die atmosphärischen Bedingungen von Temperatur Θ = 20 °C, Luftdruck p = 994 hPa, relative Luftfeuchte $\%_{rel}$ = 50 % und Windstille blieben dabei konstant. Gleitversuche „vor schwarzem Hintergrund" (Methode 1) und „bis zur Bodenberührung" (Methode 2) wurden so lange fortgesetzt, bis je n = 12 auswertbare Registrierungen gelungen waren, bei denen nach Methode 1 die Gleitbahn ein Stück gerade war und in der vorgesehenen Entfernung vom schwarzen Hintergrund etwa parallel zu diesem verlief, nach Methode 2 eine Spiralbahn ohne anzustoßen bis zur Bodenberührung durchflogen wurde. Hier ist nur Berechnung von v_{sink} möglich; dieses Exemplar flog nicht längere Strecken geradeaus. Die beiden Extremwerte wurden jeweils verworfen. Mit den restlichen n = 10 Messwerten wurden die arithmetischen Mittelwerte und Standardabweichungen der Gleitkenngrößen berechnet. Es ergaben sich die folgenden Werte:
m = 200,8 mg = $2{,}01 \cdot 10^{-4}$ kg, $F_g = 2 \cdot 10^{-3}$ N, $t_{med} = 4{,}8$ cm = $4{,}8 \cdot 10^{-2}$ m, b = 14,3 cm = $1{,}43 \cdot 10^{-1}$ m, A = 57,75 cm^2 = $5{,}78 \cdot 10^{-3}$ m^2, FB = $F_g/A = 3{,}40 \cdot 10^{-1}$ N m^{-2}
$\Lambda = b^2/A = 3{,}55$, $v_{gleit} = 1{,}06 \pm 0{,}13$ m s^{-1} (± 12 %), $v_{sink\ Methode\ 1} = 0{,}30 \pm 0{,}04$ m s^{-1} (± 12 %), $v_{sink\ Methode\ 2} = 0{,}39 \pm 0{,}05$ m s^{-1} (± 13 %), $v_{grund} = 1{,}01 \pm 0{,}12$ m s^{-1} (± 12 %)
$Re_{t\,med} = (v_{gleit} \cdot t_{med})/\nu_{Luft} = 3{,}35 \cdot 10^3$, β = 16,7 ± 4,1° (± 25 %), ε = cotan β = 3,33 ± 0,83 (± 25 %), α = 12,5 ± 1,4° (± 1 %).
Im Mittel würde diese Diaspore aus 30 m Höhe mit einer Gleitgeschwindigkeit von etwa 1 m s^{-1} an die 100 m über Grund gleiten und dafür im besten Fall 1 min 40 s benötigen. Bei Rückenwind von gleicher Geschwindigkeit wie v_{Grund} (etwa 3,6 km h^{-1}; geringste Windstärke 1, leiser Windzug) käme sie schon doppelt so weit. Sie ist also sehr windempfindlich.
Auffallend sind die relativ geringe und etwa konstante Standardabweichung von lediglich etwa 4,5 % für die linearen Messkenngrößen sowie von nicht mehr als 12 % für die Geschwindigkeiten, die relativ gleichartige Bau- und Funktionseigentümlichkeiten signalisieren. Auffallend auch deshalb, weil die Diaspore während der vielen Flugversuche durch Anstoßen und Hantierung zunehmend kleine Risse, Auszackungen und Abklappungen feiner, randständiger Flugflächenteilchen bekam. Vielleicht erklärt das auch, dass die Sinkgeschwindigkeit bei Methode 2, die *nach* Abschluss der Registrierungen mit Methode 1 zur Anwendung kam, im Mittel größer (schlechter) ist. Auch Azuma und Okuno (1987), die mit Strobo-

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

skopmessungen etwas größere Mittelwerte von v_{gleit} = 1,52 m s^{-1} und v_{sink} = 0,41 m s^{-1} sowie beste Gleitzahlen von ε = 3,75 bestimmt haben, berichten von zunehmender Verschlechterung der Gleitkenngrößen mit der Zahl der Versuche mit einer Diaspore.

In Folgeversuchen haben sich mit N_1 = 6 großen Diasporen aus der Sammlung des Saarbrücker Botanischen Gartens die folgenden Mittelwerte ergeben (Angabe immer formal auf zwei Kommastellen): Spannweite b = 13,42 ± 0,63 cm (±4,70%), mediane Flügeltiefe t_{med} = 4,90 ± 0,20 cm (±4,08%), Masse m = 0,21 ± 0,01 g (±4,63%), Fläche A = 54,79 ± 4,50 cm^2 (±10,05%), Streckung Λ = 3,08 ± 0,49 (± %), Flächenbelastung FB = 0,39 ± 0,03 N m^{-2} (±8,39%). Die Zahl von n = 6 entsprechenden Diasporen aus der Sammlung des Tübinger Botanischen Gartens ergaben in Stichproben vergleichbare Werte.

Das hier näher untersuchte Modellexemplar liegt also gut im mittleren Bereich.

Bei den Messungen an diesem Exemplar sind mehrere Ergebnisse bemerkenswert.

Diskussion der Alsomitra-Messungen

Masse: Die Hauptmasse der 0,20008 g schweren Diaspore fällt auf das gedrungen-elliptische, 2,5 cm lange, flache Nüsschen von 3,80 cm^2 Fläche (vgl. Abb. 4a, b). Es wiegt (mit einer Umrandung von 1 mm ausgeschnitten) 0,16757 g und erreicht damit 83,75% der Gesamtmasse. Die restliche tragende Flügelfläche von 54,15 cm^2 wiegt nur 0,03251 g N (16,25% der Gesamtmasse), ist also trotz ihrer großen tragenden Fläche relativ gering – ganz im Gegensatz zu technischen Flugkörpern, bei denen die Flügelmasse auch wegen des im Flügel untergebrachten Treibstoffs relativ groß ist.

Flächenbelastung FB: Diese erscheint als erstaunlich gering (günstig). Der Wert von 0,34 N m^{-2} entspricht einer Auflage von 34 g (etwa 4 1/2 Eurostücke) pro Quadratmeter. Damit ist diese Kenngröße sehr deutlich kleiner als bei gleitfähigen Tieren und Flugzeugen: Kleinvögel und Gleitschirme circa 20 N m^{-2}, Fregattvogel (leicht und gaukelnd fliegend) 50 N m^{-2}, Enten etwa 100 N m^{-2}, Dickschnabellumme (rasch und schwerfällig fliegend) 200 N m^{-2}, Boeing 747 circa 7000 N m^{-2}. Die tragende Flügelfläche der *Alsomitra*-Diaspore alleine (ohne Nüsschen) ist durch die geradezu winzige Flächenbelastung von FB = 0,06 N m^{-2} zu kennzeichnen. Diese entspricht 17,15% der Gesamtflächenbelastung und einer Auflage von lediglich 6 g (eine 20-Cent-Münze) pro Quadratmeter.

Streckung Λ: Im Vergleich ist die Streckung von 3,55 sehr gering und erscheint damit ungünstig. Gut gleitende Vögel und erst recht Segelflugzeuge haben größere Streckungen: Rüppells Geier 7, Eissturmvogel 12, Wanderalbatros 20, Segelflugzeuge mehr als 30. Ennos (1988) hat aber gezeigt, dass die Gleichsetzung „Große Streckung – guter Gleitflug (d. h. kleiner Gleitwinkel)" nicht für ganz leichte Gleitflieger gilt, zu denen auch manche Insekten gehören, etwa der Segelfalter. Für Körpermassen um 0,1 g und Reynoldszahlen um 1700 hat er zur Erreichung eines Auftriebsbeiwerts von 0,6 eine Streckung von 2,43 berechnet, Daten, die nicht weit von den hier genannten *Alsomitra*-Daten entfernt sind. Der Grund für diese – einem Segelflieger völlig gegen den Strich gehende – Entwicklung ist wohl darin zu sehen, dass nur mit Flügeln geringer Streckung eine besonders kleine Gleitgeschwindigkeit eingestellt werden kann, die noch unterhalb derjenigen Geschwindigkeit liegt, bei der es zum Strömungsabreißen kommt. So besehen scheint die geometrische Ausformung des *Alsomitra*-Nurflügels durchaus optimal zu sein.

Geschwindigkeiten und Reynoldszahl: Die Sinkgeschwindigkeit entspricht mit 0,30 bis 0,39 m s^{-1} den Mittelwerten für gute pflanzliche Fallschirmchen: *Taraxacum* (Masse 1,16 mg, Flächenbelastung 0,074 N m^{-2}) 0,30 m s^{-1}; *Tragopogon* (Masse 14,37 mg, Flächenbelastung 0,287 N m^{-2}) 0,56 m s^{-1} (Nachtigall, 2009 und Folgearbeiten). Die extrem geringen Werte von Ahlborn (1897) konnten nicht bestätigt werden. Die mittlere Gleitgeschwindigkeit von rund 1 m s^{-1} entspricht etwa der von ganz kleinen und federleichten Saalflugmodellen. Die damit berechnete, auf die mediane Flügeltiefe bezogene Reynoldszahl von etwa $3{,}3 \cdot 10^3$ ist vergleichsweise gering, wenn man mit Tieren und Flugzeugen vergleicht: Honigbiene etwa $1{,}6 \cdot 10^3$, Haussperling $3{,}7 \cdot 10^4$, sturztauchender Wanderfalke $5 \cdot 10^5$, Segelflugzeuge etwa $2{,}3 \cdot 10^6$, Boeing 747 bis $6{,}5 \cdot 10^7$.

Gleitwinkel β und Gleitzahl ε: Bei den geringen Reynolds-Zahlen pflanzlicher Verbreitungseinheiten werden die Auftriebskräfte im Vergleich relativ kleiner und die Widerstandskräfte relativ größer und somit die Gleitzahlen zwangs-

© Elsevier GmbH

läufig kleiner (schlechter) und die Gleitwinkel größer (schlechter). Dies spiegelt der Vergleich der *Alsomitra*-Werte von $\varepsilon = 3{,}33$ und $\beta = 16{,}7°$ mit technischen Gebilden wider: Einfache Papierschwalbe 2 und 27°, Basa-Flugmodell rund 6 und 9,5°, Verkehrsflugzeug 17 und 3,3°. So verglichen, erreicht die *Alsomitra*-Diaspore für ihre geringe Streckung und kleine Reynoldszahl noch erstaunlich gute Gleitwerte. Näheres ist in der Folgearbeit mitgeteilt.

Stabilität: Die angedeuteten Effekte einer gelegentlichen leichten Schwanzlastigkeit sind sicher darauf zurückzuführen, dass die Nüsschen ausgetrocknet sind, so dass auch der Lastanteil vor dem Schwerpunkt relativ kleiner wird. Der Looping ist die kürzeste Flugbahn, auf der ein symmetrischer Gleiter mit falscher Gewichtspolung (Schwerpunkt über dem Angriffspunkt der Luftkraftresultierenden) in den stabilen Zustand zurückgelangt. Er wird in der sehr kurzen Zeit von etwa 0,2 s durchgeführt.

Anstellwinkel α: Mit 11°–12,5° liegt er etwas über dem Normbereich, den man von kleinen Segelflugmodellen kennt. Etwa mit diesem Anstellwinkel erreicht die *Alsomitra*-Diaspore aber ihre beste Gleitzahl. Das lässt sich aus ihrer aerodynamischen Polare ablesen, die man mit Windkanal-Experimenten aufnehmen kann (Mitteilung 4 dieser Serie). An dieser Stelle muss ein genauerer Vergleich ebenso unterbleiben wie die Diskussion der Umströmung dieser hauchdünnen Tragfläche und die Effekte ihrer scharfen Vorderkante.

Es bleiben Fragen

Abschließend sei die Frage formuliert, die im Abschnitt „Gleitflug, Allgemeines" andiskutiert worden ist. Die *Alsomitra*-Samen werden seit Beginn ihrer Erforschung als Gleitflieger angesprochen, und dieser Begriff ist ja auch im Titel der Arbeit verwendet worden. Trotzdem sollte einmal geprüft werden, ob sie wirklich auf Gleitflug optimiert sind. In diesem Fall sollten sie einen möglichst geringen Gleitwinkel β aufweisen und damit weitestmöglich über Grund kommen. Wenn sie aber auf Seitwind optimiert sind, sollten sie eine möglichst geringe Sinkgeschwindigkeit v_{sink} aufweisen, damit möglichst lange Seitwinden ausgesetzt sein und nun aus diesem Grund weitestmöglich über Grund kommen. Ein Ziel, zwei mögliche Wege sozusagen. In der Folgearbeit soll versucht werden, diese Frage mit physikalischen und ökologischen Ansätzen zu lösen.

Bei all dem Gewimmel von zusammen- und gegeneinanderspielenden Kenngrößen bleibt ein gewisses Staunen über die Leistungen dieser zarten pflanzlichen Gleitflieger, die sich auf so gekonnte Weise mit der misslichen Lage arrangieren, in die sie die Strömungsphysik kleinerer Reynoldszahlen bringt. Und zauberhaft schön anzuschauen bleiben sie allemal.

Danksagung

Ich danke den Herren Dr. W. Stein, Saarbrücken, und Dr. K. Dobat, Tübingen, für das Ausleihen der Versuchsobjekte sowie Dr. A. Wisser, Saarbrücken, für die Feinwägungen und elektronische Zusammenstellung der Abbildungstafeln.

Literaturhinweise

Ahlborn, F.: Der Schwebeflug und die Fallbewegung ebener Tafeln in der Luft. Abh. Ges. Naturwiss. 15, Friederichsen & Co, Hamburg 1897.

Azuma, A. Y., Okuno, Y.: Flight of a samara, *Alsomitra macrocarpa*. J. Theor. Biol. 129, 263–279 (1987).

Ennos, A. R.: The effect of size on the optimal shapes of gliding insects and seeds. J. Zool. Lond. 219, 61–69 (1989).

Etrich, I.: Die Taube. Memoiren des Flugpioniers Dr. Ing. h.c. Igo Etrich. Waldheim, Wien (o. J.; ca. 1904).

Haberlandt, G.: Eine botanische Tropenreise. Engelmann, Leipzig 1893.

Lüttig, A., Kasten, J.: Hagebutte & Co. Blüten, Früchte und Ausbreitung europäischer Pflanzen. Fauna Verlag, Nottuln 2005.

Nachtigall, W.: Warum die Vögel fliegen. Rasch und Röhring, Hamburg 1985.

Nachtigall, W.: Biomechanik von Flugsamen. Teil 1: Die Fallschirmchen des Löwenzahn: Mikrostrukturierung und Verringerung der Sinkgeschwindigkeit. Mikrokosmos 98, 159–162 (2009).

Nachtigall, W.: Die Bedeutung der Reynoldszahl und der damit zusammenhängenden strömungsmechanischen Phänomene in der Schwimmphysiologie und Flugbiophysik. Fortschr. Zool. 24, 13–56 (1977).

Nachtigall, W.: Wasserleben in mikroskopischen Dimensionen – eine physikalisch-ökologische Nische besonderer Art. Mikrokosmos 87, 71–77 (1998).

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

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

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

Mikro-Galerie

Verborgene Schönheiten der Weltmeere – Radiolarien

Klaus Hausmann

Irgendwo hat wohl jeder einmal ein Bild von ihnen gesehen, von den ausschließlich in den Weltmeeren zu findenden Radiolarien, und war begeistert von deren filigran gestalteten Skelettstrukturen. So gesehen sollte es nicht verwundern, dass von ihnen in diesem Heft unserer Zeitschrift einmal unter der Rubrik *Mikro-Galerie* die Rede ist und gleich zu Anfang ein eindrückliches Aufmacherfoto erscheint (Abb. 1).

Lebende Formen dieser zu Deutsch Strahlentiere genannten Einzeller mögen die einen und anderen Mittelmeerurlauber entdeckt haben, wenn sie ein Reisemikroskop mit in die schönsten Wochen des Jahres genommen hatten, so wie das beispielsweise unser langjähriger Autor Rudolf Drews wiederholt gemacht hat (1998, 2008). Da waren es neben anderen Radiolarien-Formen vorzugsweise Vertreter aus der Gruppe der mit intrazellulären Strontiumsulfat-Stacheln ausgestatteten Acanthareen, die man beispielsweise oft im Uferbereich des Mittelmeeres antreffen kann (Larink und Westheide, 2006). Will man andere, vielleicht etwas spektakulärere Formen sehen, muss man sich schon mit einem Schiff auf das offene Meer begeben, um dort Proben zu nehmen und unmittelbar vor Ort, also auf offener See, zu mikroskopieren (Hausmann, 2006; Hausmann und Kudryavtsev, 2010).

Radiolarien sind weltweit pelagisch in den verschiedenen, vornehmlich warmen Ozeanen anzutreffen. Riesige Areale des Meeresbodens sind bedeckt mit einem Schlick, der hauptsächlich aus Radiolarienskeletten besteht. Offenbar traten sie in paläontologischen Zeiträumen in derartigen Massen auf, dass sie Felsbildner werden konnten und somit heute in verschiedenen geologischen Formationen anzutreffen sind.

Die meisten Strahlentiere leben planktisch im Oberflächenwasser, beherbergen dann oft Zooxanthellen und nutzen zur Energiegewinnung die Photosyntheseaktivität ihrer Untermieter. Viele Formen leben aber wohl auch in tieferen Zonen und ernähren sich hier heterotroph. Alle finden sich, wenn sie dann abgestorben sind, letztendlich am Meeresboden wieder.

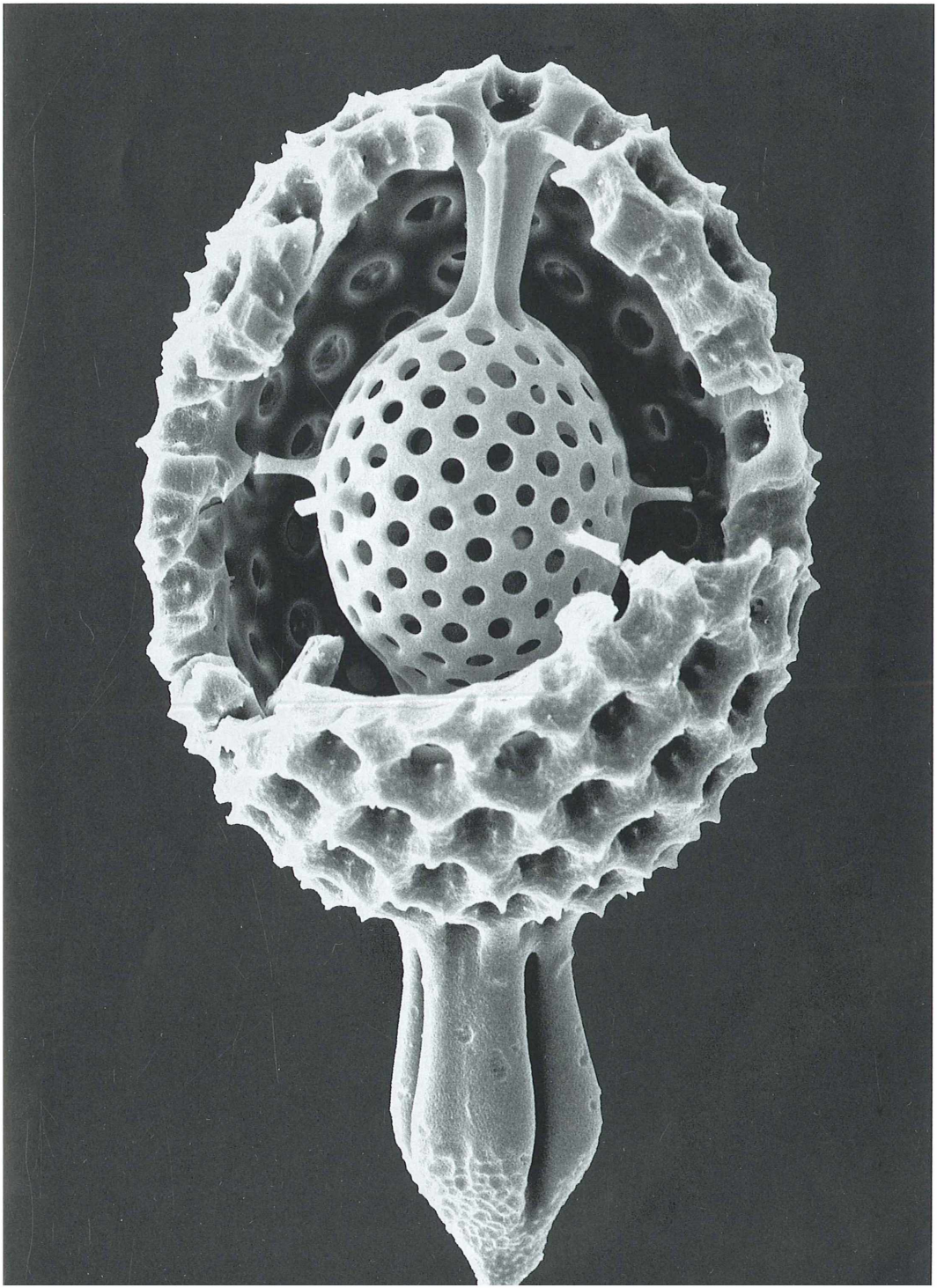
Radiolarien: Orchideen der Meere

Im Folgenden geht es nun allerdings nicht um Lebendpräparate von Radiolarien, sondern einzig und allein um die Skelette von Vertretern aus der Klasse der so genannten Polycystineen, welche die Wissenschaft in die Spumellariden und Nassellariden unterteilt (Anderson, 1983; Lee et al., 2000). Die Vertreter dieser Gruppe verfügen über ein kunstvoll gebautes, kompaktes, intrazelluläres Silikatskelett, das einige begeistere Forscher dazu bewegt hat, diese Organismen als *Orchideen der Meere* zu bezeichnen.

Ein zentrales, organellreiches Cytoplasma wird im lebenden Organismus von einem peripheren, vakuolisierten, oft symbiontische Algen beherbergenden Plasma durch eine dünnwandige, perforierte und somit einen Stoffaustausch ermöglichende Zentralkapsel aus Mucoproteinen getrennt. Der je nach Art in Ein- oder Vielzahl vorliegende Kern findet sich im Endoplasma, während im Ektoplasma, in der so genannten Calymma, primär der Nahrungsaufschluss stattfindet. Hier finden sich auch in der Regel die Zooxanthellen, die mit den Wirt-Strahlentieren in Symbiose leben.

Abb. 1: Eröffnetes Skelett einer Spumellaride mit einer weiteren internen Gitterkugel. Oberer Dornfortsatz im ► Verlaufe der Präparation weggebrochen.

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



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

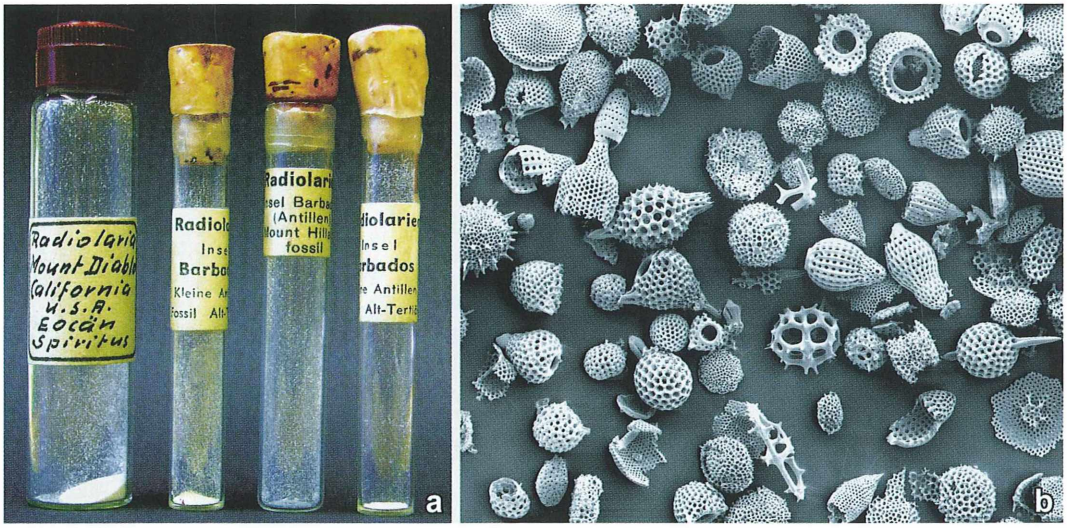


Abb. 2: a Mit Radiolarien gefüllte Glasröhrchen verschiedenster Herkunft. **b** Streupräparat von Radiolarien-Skeletten.

Darüber hinaus ermöglicht das Ektoplasma auch Veränderungen der hydrostatischen Eigenschaften der Zellen und damit deren Schwebevermögen und -verhalten. Denn hier gibt es Lipid- und Öltropfen, die nach Bedarf auf- oder abgebaut werden können, was zur Veränderung des spezifischen Gewichts und damit der Positionierung dieser Lebewesen in der Wassersäule führt.

Die meisten, speziell in populärwissenschaftlichen Plattformen publizierten Abbildungen von Vertretern dieser Einzeller zeigen wunderschön geformte, artifiziell kolorierte Skelettelemente. Lebende Formen, bei denen diese Skelette vom Cytoplasma umgeben sind, lassen allerdings nur selten etwas von der Ästhetik ihrer internen Organisation erkennen.

Die Ordnung Spumellarida umfasst radiärsymmetrisch aufgebaute Formen mit einer allseitig perforierten Zentralkapsel (Abb. 3–5). Bis zu zwei Zentimeter im Durchmesser große Formen sind bekannt. Oft finden sich innerhalb der perforierten Kugelskelette weitere Lochkugeln, die über Stützpfeiler in ihnen aufgehängt sind (Abb. 1, 3, 5). Vertreter der Ordnung Nassellarida besitzen ein eher korbartig-konisches Skelett mit nur einer Öffnung (Abb. 6 und 7).

Woher stammt die Pracht?

Schaut man sich die Abbildungen der vorliegenden *Mikro-Galerie* an, welche vorwiegend rasterelektronenmikroskopische Abbildungen dieser Einzeller zeigt, fragt man sich wohl unwillkürlich: Woher stammen diese Proben, wie sind sie aufbereitet und wie schließlich mikroskopisch dargestellt worden?

Der ganz aktuelle Fundort war die zoologische Sammlung des Instituts für Biologie der Freien Universität Berlin. Dort habe ich bei meinem Dienstantritt vor unterdessen mehr als über 25 Jahren in einem Schrank kleine, in einer Pappschachtel untergebrachte, mit einem feinpulvrigen Material gefüllte Glasröhrchen vorgefunden. Diese Röhrchen waren säuberlich beschriftet und verrieten neben dem Inhalt – Radiolarien – die Herkunft der Proben, beispielsweise den Mount Hillaby auf Barbados (Kleine Antillen) (Drews, 1993) oder den Mount Diablo in Kalifornien (Abb. 2a). Es handelte sich offenbar um angereicherte und recht reine Fossilienproben, wie eine lichtmikroskopische Überprüfung ergab. Es gab keine Hinweise über die Art der Anreicherung und der Präparation der Objekte.

Was macht man damit?

Es war nahe liegend, diese Fundstücke einmal rasterelektronenmikroskopisch zu untersuchen. Dazu wurde das pulvrige Material sorgfältig und nicht zu dicht auf entsprechende Objektträger gebracht, welche mit einer doppelseitig

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

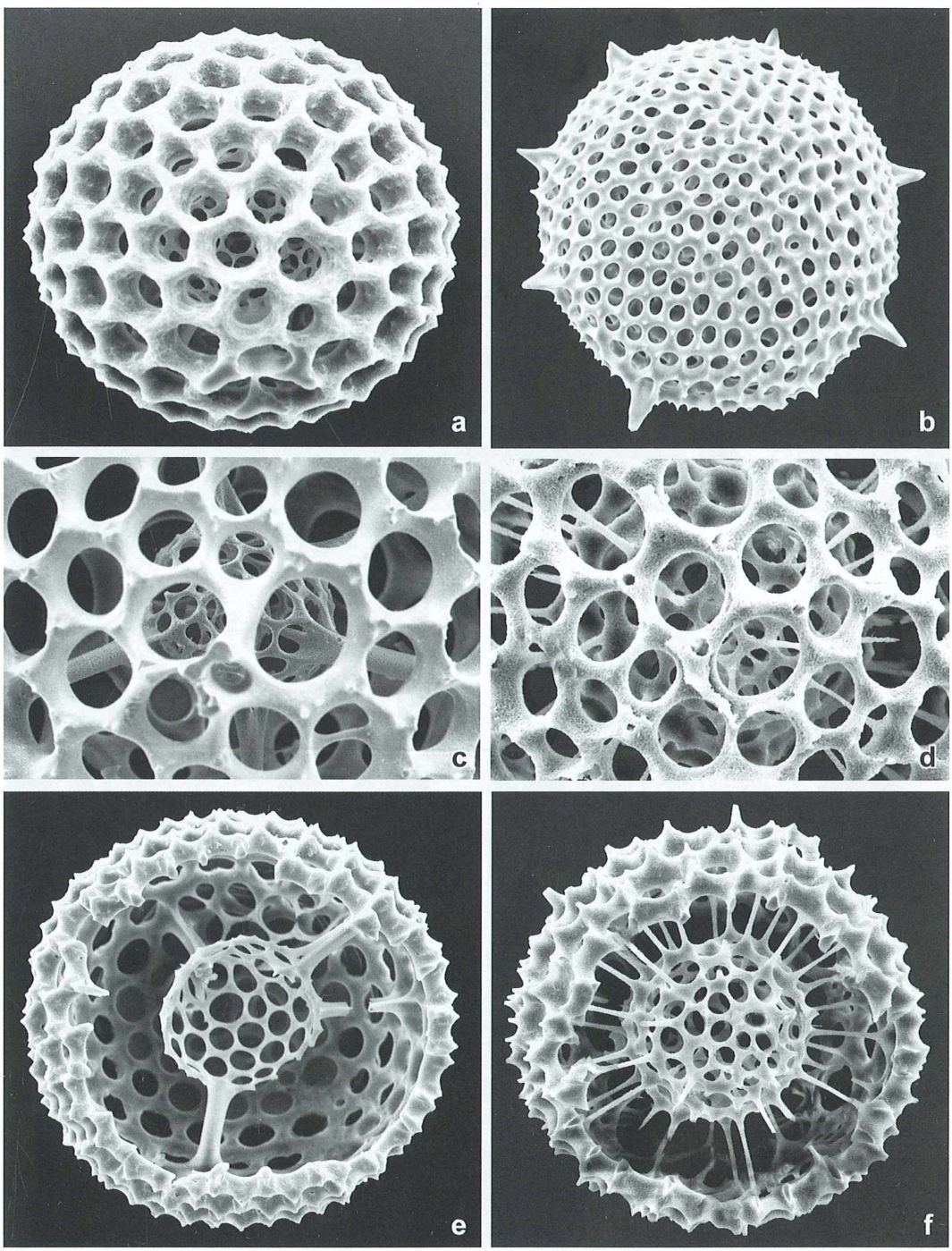
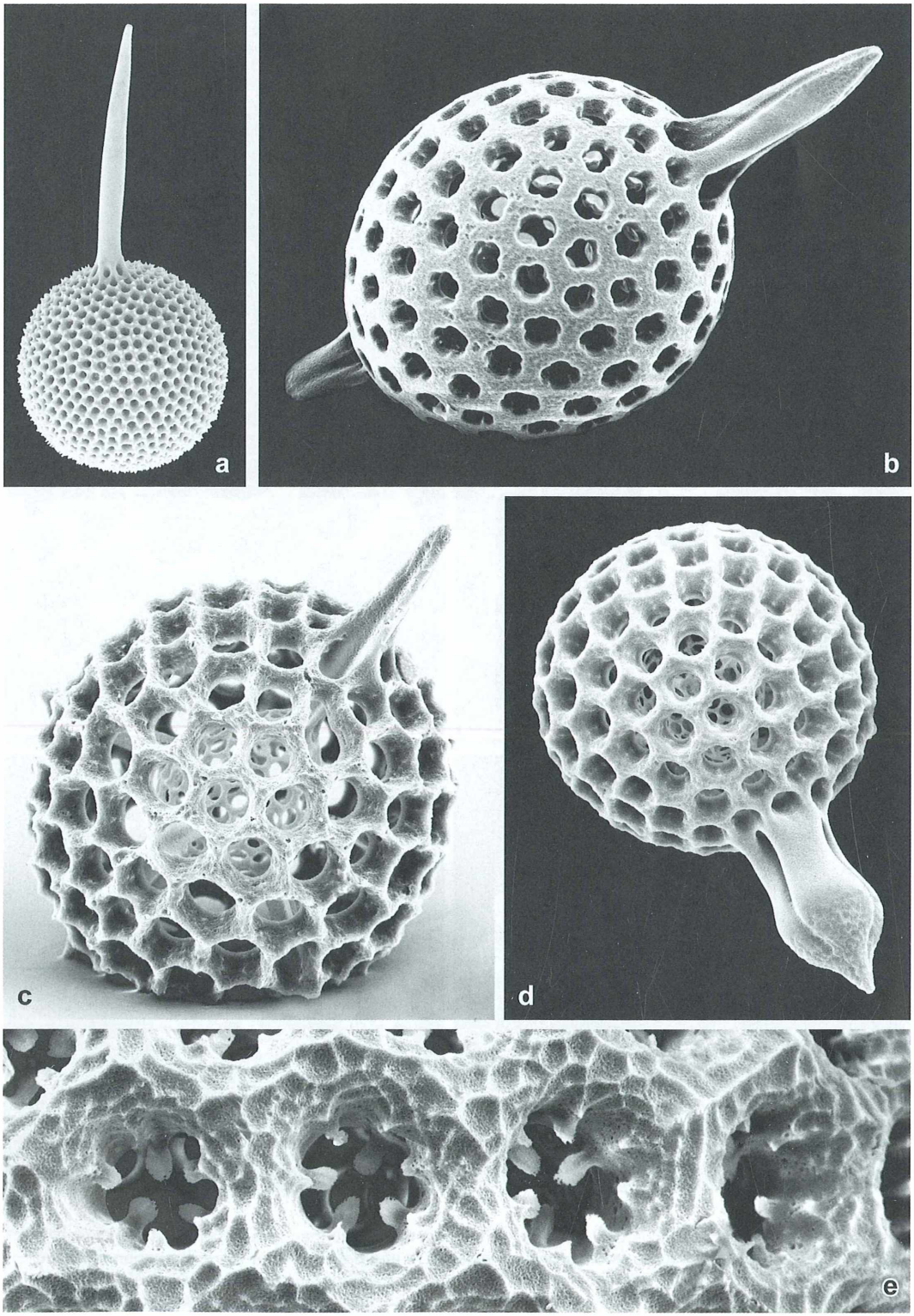


Abb. 3: Spumellariden. **a** Typische Gitterkugel, welche durch ihre Öffnungen eine weitere Kugel erkennen lässt. **b** Äußere Gitterkugel mit regelmäßigem Dornenbesatz. **c** und **d** Bei höheren Vergrößerungen deutlicher sichtbare Innenkugeln. **e** und **f** Aufgebrochene Formen lassen die Aufhängung der inneren Kugeln mittels pfeilerartigen Strukturen erkennen.

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



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

◀ **Abb. 4:** Spumellariden. **a–d** Formen mit mächtigen Fortsätzen in Ein- oder Zweizahl ausgestattet. **e** Massive Wandung der äußeren Gitterkugel mit ornamentalem Aufbau (siehe auch Abb. 1).

klebenden Folie versehen waren, mit der dann die Objekte auf dem Träger festgehalten wurden. Hier fand sich – wild durcheinander gewürfelt – eine Fülle unterschiedlichster, in der Regel ausschließlich von Radiolarien stammenden Skelettelementen (Abb. 2b).

Da an Hand dieser Proben kaum ein aktuelles Forschungsprojekt hätte formuliert werden können, wurden die Radiolarien-Skelette ausschließlich in der Lehre eingesetzt und zwar in einem Fortgeschrittenen-Praktikum *Ultrastrukturen: REM und TEM*, dessen primäres Anliegen es ist, den Studierenden die elektronenmikroskopischen Präparationstechniken sowie den Aufbau und die Bedienung der Elektronenmikroskope zu vermitteln.

Die Skelette wurden beim Thema *Trockenpräparation in der Rasterelektronenmikroskopie* eingesetzt. Denn sie waren absolut flüssigkeitsfrei, obgleich man auf einem der ganz und gar trockenen Probe *Spiritus* lesen konnte, der wohl über die Jahre aus dem nicht luftdicht verschlossenen Glasröhrchen entwichen war. Somit gab es keine zusätzlichen Probleme. Denn alle Proben waren dem Vakuum gegenüber, das im Elektronenmikroskop vorherrscht, resistent und benötigten, abgesehen von der notwendigen, wenige Nanometer dicken Beschichtung mit einem Edelmetall wie beispielsweise Gold, keine weitere, möglicherweise gar aufwändige Vorbehandlung.

Wer suchet, der findet!

Die Aufgabe für die Studierenden war so einfach wie problematisch: *Suchen Sie in den Proben charakteristische Radiolarien-Skelette, achten Sie dabei auf beste Strukturerhaltung und versuchen Sie, die gefundenen Vertreter den bekannten Radiolarien-Großgruppen zuzuordnen.* Dieser Auftrag hat im Laufe der Jahre zahllose wissbegierige Studenten über viele Stunden beschäftigt und dabei vielfach für eine intensivere Beschäftigung mit diesen Einzellern motiviert. Ein Bruchteil des Ergebnisses der Erfüllung dieses Auftrags ist hier nun zusammengestellt, wobei die Ästhetik der Objekte im Vordergrund steht.

Spumellariden

Die Skelette der Spumellariden (Peripylea), die wie auch die Skelette der Nassellariden aus Silikat bestehen, sind typischerweise radiärsymmetrisch aufgebaut (Abb. 3a und b). Innerhalb einer äußeren Gitterkugel befindet sich oft eine zweite (Abb. 3c und d), bisweilen sogar eine dritte Kugel (Abb. 5). Diese inneren Kugeln werden durch stabile, pfeilerartige, von der äußeren Kugel nach innen ragenden Verstrebungen in ihrer Position gehalten (Abb. 3e und f, Abb. 5). Die äußeren Gitterkugeln sind bisweilen sehr mächtig ausgebildet (Abb. 1) und zeigen dabei interessante Ornamentstrukturen (Abb. 4e).

Vielfach sind sie nach außen mit mehr oder minder regelmäßig angeordneten, dornen- bis strahlenartigen Fortsätzen ausgestattet (Abb. 4), die zu der deutschen Bezeichnung Strahlentierchen für diese Organismen führten. In den vorgefundenen fossilen Proben sind diese Strukturierungen allerdings vielfach abgebro-

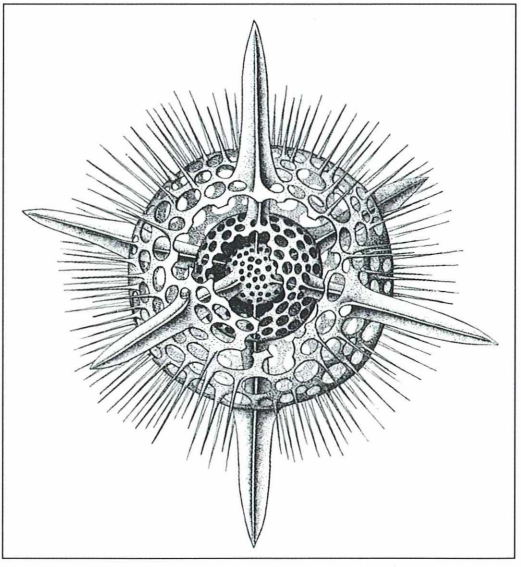


Abb. 5: Dreidimensionale Darstellung des aus drei Gitterkugeln bestehenden intrazellulären Silikatskeletts der Spumellaride *Hexancontium asteracanthion* (nach Haeckel).

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

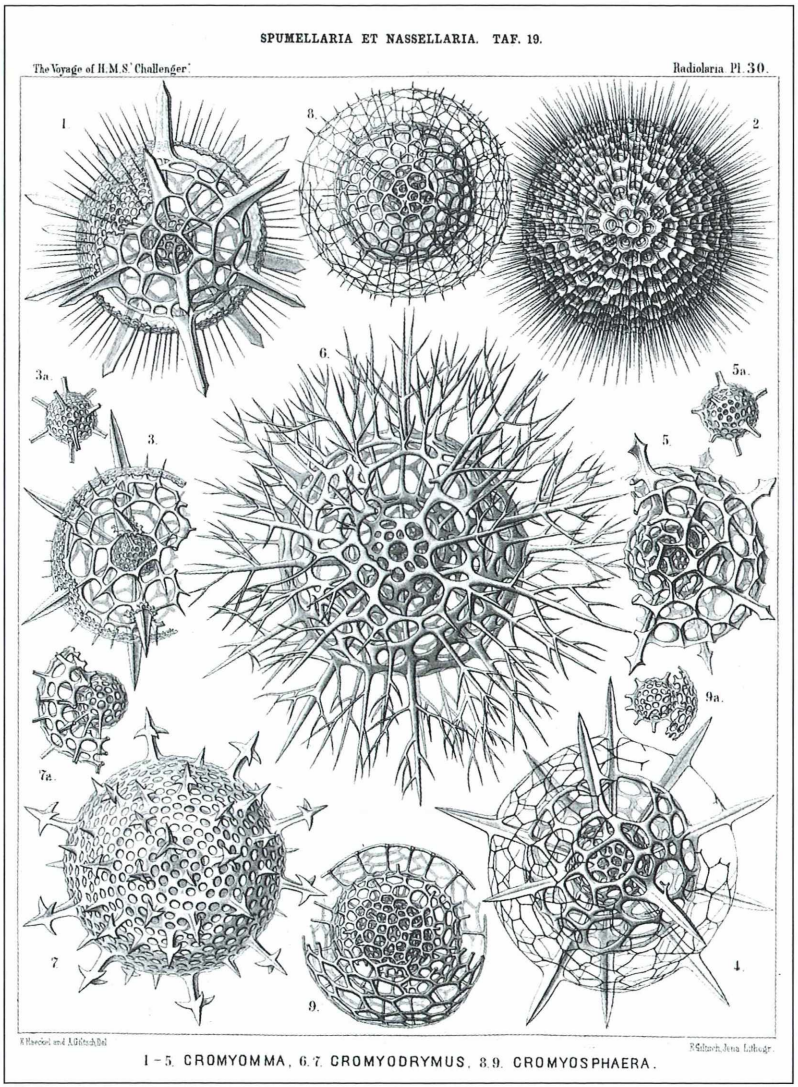


Abb. 6: Tafel 17 aus dem 2. Band des von Ernst Haeckel im Jahr 1887 publizierten Berichts über die Forschungsreise mit der *H.M.S. Challenger*.

chen. Bei entsprechend aufbereiteten Frischproben, wie sie seinerzeit Ernst Haeckel im Verlaufe seiner von 1873 bis 1876 währenden Forschungsfahrt mit dem weltberühmten Forschungsschiff *Challenger* so zahlreich beschrieben und gezeichnet hat (Abb. 6), sind die Skelette offenbar besser erhalten.

Nassellariden

Das Innenskelett der Nassellariden (Monopylea) weist häufig auch eine Radiärsymmetrie auf, die allerdings nur in der Querachse verwirklich ist (Abb. 7 und 8). In der Längsachse kann man ein Oben von einem Unten unterscheiden, wenn definiert wird, dass die in Einzahl vorhandene Skelettöffnung nach unten zeigt.

Bei diesen Formen finden sich keine Ineinanderschachtelungen von Skelettelementen, dafür bisweilen meist in Einzahl ausgebildete Apikaldornen sowie in Drei- oder Mehrzahl vorliegende so genannte Füße.

Es waren die Skelette der Nassellariden, welche 1900 den Architekten René Binet beim Bau des Monumentaltors zur Pariser Weltausstellung zu einem phantasievollen, eindrücklichen Bauwerk inspirierten.

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

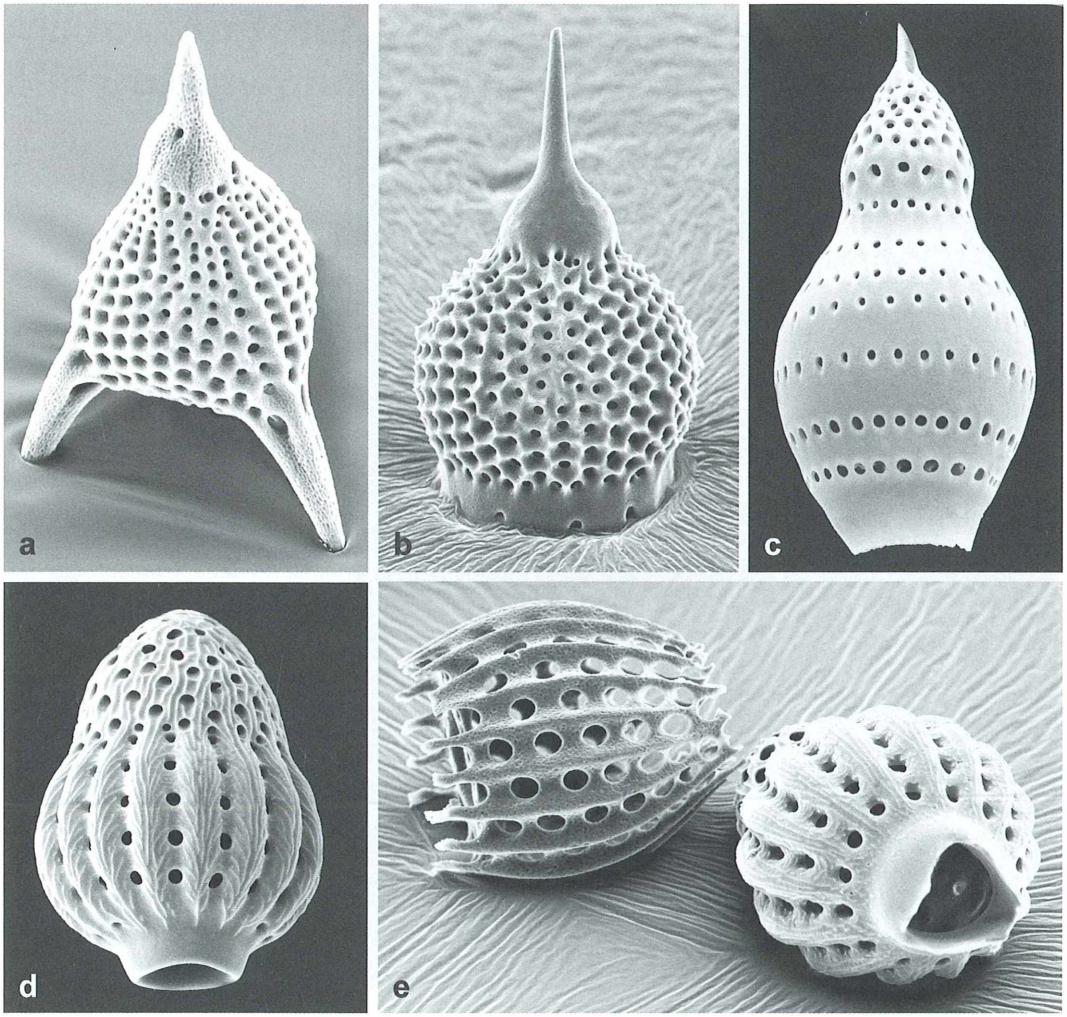


Abb. 7: Nassellariden. Korbartige, teilweise mit Apikaldorn versehene Skelette (**a–c**); Oberflächen bisweilen skulpturiert (**d** und **e**).

Resumee

Ohne vermessen erscheinen zu wollen, sei doch darauf hingewiesen, dass versucht wurde, mit den vorgelegten Mikrofotos eindrückliche Abbildungen zusammenzustellen, welche eine gewisse Ästhetik ausstrahlen, die allerdings überhaupt nicht an die künstlerische Qualität der Bildtafeln heranreichen können, die zwischen 1899 und 1904 Prof. Dr. Ernst Haeckel, der weit über die Grenzen Deutschlands hinaus respektierte Zoologe aus Jena, in seinen *Kunstformen der Natur* für die breite Öffentlichkeit erschlossen hat (Abb. 9).

Danksagung

Ich möchte es nicht versäumen, an dieser Stelle den vielen Generationen Studierender zu danken, die im Laufe der letzten zweieinhalb Dekaden im Rahmen meines Fortgeschrittenenpraktikums *Ultrastrukturen: REM und TEM* den größten Teil der hier wiedergegebenen Fotos angefertigt haben.
Ganz besonders habe ich mich übrigens über das Geschenk eines Jahreskalenders gefreut, der Monat für Monat – von den Studierenden zusammengestellt – Mikrofotos von Radiolarien und Foraminiferen zeigt, die ausschließlich in unserem Kurs entstanden sind.

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

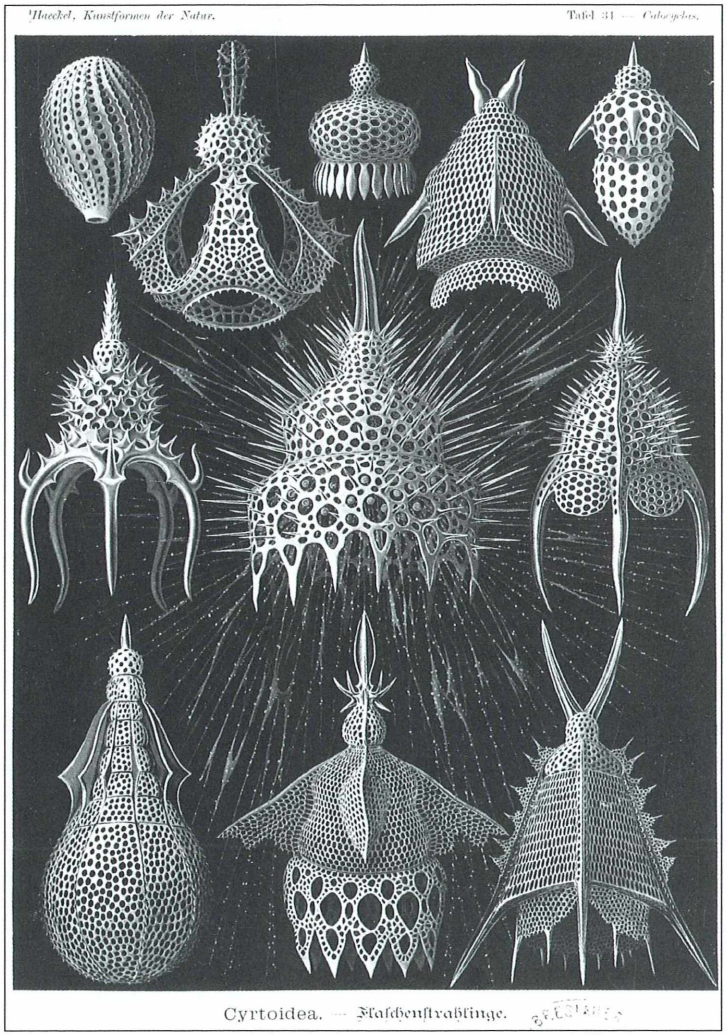


Abb. 8: Tafel 31 aus Ernst Haeckels *Kunstformen der Natur* (1899–1904) (vgl. mit Abb. 7).

Literaturhinweise

Anderson, O. R.: Radiolaria. Springer Verlag, Heidelberg 1983.

Drews, R.: Wir waren auf dem Mt. Hillaby. Mikrokosmos 82, 289–294 (1993).

Drews, R.: Plankton der Meere – Teil 2: Protozoen. Mikrokosmos 87, 369–373 (1998).

Drews, R.: Mit dem Exkursionsmikroskop am Mittelmeer – Marine Preziosen: Radiolarien. Mikrokosmos 97, 201–206 (2008).

Haeckel, E.: Die Radiolarien (Rhizopoda, Radiolaria). – Grundriss einer allgemeinen Naturgeschichte der Radiolarien. Eine Monographie. Zweiter Theil. Verlag von Georg Reimer, Berlin 1887.

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

Hausmann, K.: Plankton der Meere: Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser – Teil 2: Radiolarien. Mikrokosmos 95, 362–368 (2006).

Hausmann, K., Kudryavtsev, A.: Plankton aus dem Oberflächenwasser des Süd-West-Atlantiks – Teil 2: Radiolarien. Mikrokosmos 99, 92–99 (2010).

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

Lee, J. J., Leedale, G. F., Bradbury, P. C. (Eds.): Illustrated guide to the protozoa, vol. I + II, 2nd edition. Allen Press, Lawrence 2000.

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

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

Mikroskopischer Einblick in Deformations- und Mineralumwandlungsprozesse von Scherzonen

Robert Sturm

In den vergangenen Jahrzehnten widmete sich das Interesse der Geowissenschaften vermehrt der Erforschung so genannter Scherzonen, da diese Verschiebungsflächen zweier Gesteinsblöcke als naturgegebene Laboratorien zum Studium von Mineralverformungs- und Mineralumwandlungsprozessen gelten. Viele Scherzonen dehnen sich in ihrer Breite lediglich über eine Distanz von wenigen Zentimetern aus, wodurch ihr genaues Studium beträchtlich erleichtert wird. Im Folgenden sollen wesentliche Punkte bei der Mikroskopie von Scherzonengesteinen wie etwa die Feststellung von Schersinn und Mineralumwandlungsgrad zur Sprache gelangen.

Der Begriff Scherzone bezeichnet ganz allgemein eine Verschiebungsfläche zwischen zwei benachbarten lithologischen Einheiten. Hinsichtlich ihrer Ausdehnung können Scherzonen als höchst variabel betrachtet werden, gibt es doch einerseits Versatzbeträge von Mikrogesteinsblöcken im Zentimeterbereich und andererseits störungsbedingte Verschiebungen riesiger Komponenten der Erdkruste. Scherzonen sind ausschließlich als Resultat tektonischer Bewegungen zu bewerten und gelten sehr häufig als Ursprungsbereiche von Erdbeben. Je nach ihrer räumlichen Orientierung lassen sich drei Typen von Scherzonen unterscheiden (Abb. 1). Bei der Abschiebung kommt es zur Senkung eines Gesteinsblockes gegenüber seiner Nachbareinheit. Dieser Prozess ist im Falle einer relativ flach verlaufenden Verschiebungsfläche mit krustaler Ausdehnung (Extension) verbunden, was uns etwa anhand des ostafrikanischen Grabenbruchs oder des Rheingrabens sehr eindrucksvoll vor Augen

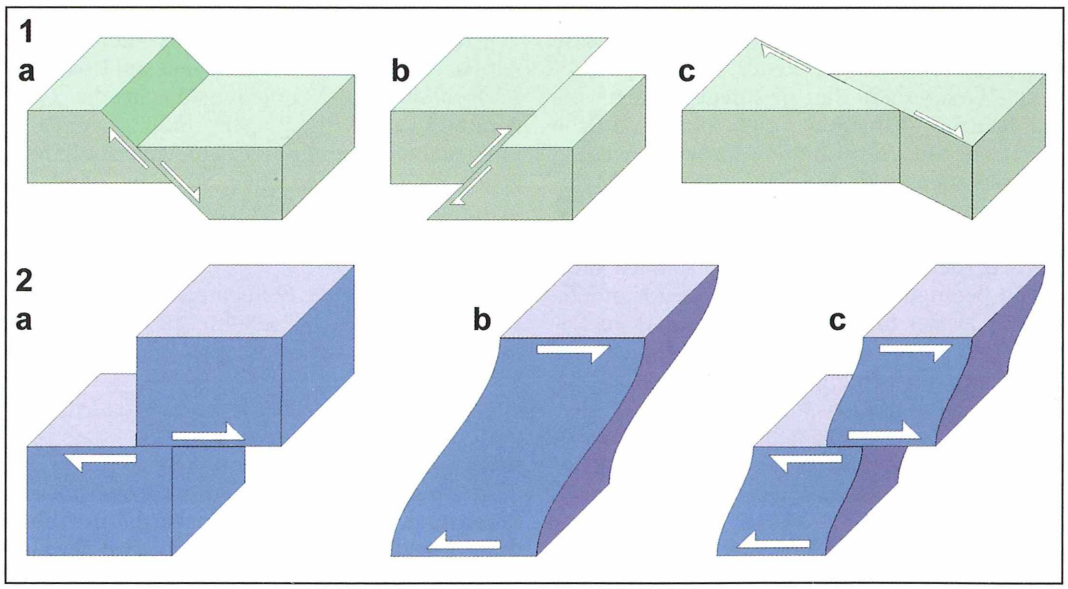


Abb. 1: **1** Formen der Verschiebung zweier Gesteinsblöcke zueinander. **a** Abschiebung, **b** Aufschiebung oder Überschiebung, **c** Blattverschiebung. **2** Typen der Verformung in Scherzonen. **a** Bruchhafte (spröde) Verformung, **b** plastische (duktile) Verformung, **c** spröd-duktile Verformung.

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

geführt wird. Als umgekehrtes Ereignis zur Abschiebung gilt die Auf- beziehungsweise Überschiebung, welche die Translokation einer lithologischen Einheit auf eine andere zur Folge hat. Überschiebungen sind stets im Zusammenhang mit krustalen Einengungsprozessen (Transpressionen) zu sehen und repräsentieren neben der Deckenfaltung einen Grundmechanismus der Gebirgsbildung. Bei der so genannten Seiten- oder Blattverschiebung tritt ein ausschließlich horizontaler Versatz zwischen zwei benachbarten Gesteinseinheiten auf. Derartige Störungen können sich wie im Falle der San Andreas Fault über eine Länge von mehreren Tausend Kilometern erstrecken.

Die Verschiebung zweier Gesteinsblöcke entlang einer Scherzone bleibt aufgrund der einwirkenden Kräfte sowie der im Erdinneren herrschenden physikalischen und chemischen Bedingungen (Druck, Temperatur, Fluidphase) nicht ohne Folge für jene unmittelbar im Kontaktbereich auftretende Mineralogie. Bei niedrigen Temperaturen und Drücken wird der Mineralbestand einer bruchhaften Verformung – in der Fachsprache auch als Kataklase bezeichnet – unterzogen (Abb. 2), welche in einer drastischen Reduktion der Gesteinskorngröße resultiert. Bei steigenden Temperaturen und Drücken (>400 °C) wird die bruchhafte Verformung allmählich von der plastischen oder duktilen Deformation abgelöst, die sich je nach Wirksamkeit einer eindringenden Fluidphase durch die Entstehung neuer Mineralparagenesen (Gesamtheit aller in einem Gestein vorkommenden Minerale) auszeichnet. Solche weitreichenden Umwandlungsprozesse werden in der Wissenschaft mit dem Begriff der Mylonitisierung, die resultierenden Gesteine mit dem Terminus Mylonit assoziiert. Verläuft die Scherdeformation unter wechselnden thermalen Bedingungen, so kommt es im Kontaktbereich zweier lithologischer Einheiten im Regelfall zu einer Koppelung bruchhafter und plastischer Verformungsereignisse. Dieser Umstand drückt sich beispielsweise in einer Zerkleinerung des ursprünglichen Großkornbestandes und in einer Neokristallisation einer feinkörnigen Matrix aus.

Mikroskopischer Einblick in Scherzonen

Um eine genauere Vorstellung der Deformations- und Mineralumwandlungsprozesse in Scherzonen zu gewinnen, gilt neben der makroskopischen Gesteinsansprache vor allem die mikroskopische Untersuchung als unverzichtbare Grundlage. Zu diesem Zweck ist die Anfertigung orientierter Dünnschliffe, wie sie bereits vor einiger Zeit vom Autor im MIKROKOSMOS beschrieben wurde (Sturm, 2008, 2009), notwendig. Erst durch eine exakte geologische Einmessung der entnommenen Gesteinsproben und Orientierung der daraus erzeugten Dünnschliffe besteht die Möglichkeit, Aussagen über Schersinn (siehe unten), Typ und Intensität der Deformation sowie etwaige Mineralneubildungen zu treffen. Für die Dokumentation der Dünnschliffe reicht zwar zumeist ein einfaches Lichtmikroskop aus, jedoch ist die Verwendung eines petrographischen Spezialmikroskops mit Drehtisch und Polarisationsfiltern zu empfehlen, da eine wesentliche Differenzierbarkeit des Mineralbestandes nur unter gekreuzten Polarisatoren ermöglicht wird.

Ermittlung von Verformungstyp und Schersinn unter dem Mikroskop

Eine – zumindest grobe – Feststellung des Verformungstyps (spröde oder plastisch) lässt sich auch mit ungeübtem Auge sehr leicht am Dünnschliff vornehmen. Grundsätzlich deuten fließende Strukturen, wie sie hauptsächlich von den feinen Kristallen der Matrix nachgezeichnet werden, auf einen duktilen (plastischen) Verformungsprozess unter entsprechenden Temperatur-Druck-Bedingungen hin. Zeigt das untersuchte Gestein unter dem Mikroskop hingegen eine brekzienartige Struktur ohne erkennbaren Großkorn-Matrix-Dualismus, liegt der Verdacht einer bruchhaften Deformation sehr nahe.

Die Bestimmung des Schersinns im Dünnschliff setzt zumeist ein wissenschaftlich geschultes Auge des Betrachters voraus, gilt jedoch als essentiell für die Erstellung einer Gesamtcharakteristik der Scherzone. Es ist in diesem Zusammenhang vorauszuschicken, dass der Schersinn die jeweilige Bewegungsrichtung der an der Verschiebung beteiligten Gesteinsblöcke bezeichnet. Betrachtet man dazu die in Abbildung 1 gezeichneten Beispiele, so wird der aufliegende (hangende) Block gegenüber dem darunter befindlichen (liegenden) Block stets nach rechts verschoben – hier liegt demnach ein so genannter dextraler (rechtsseitiger) Versatz vor.

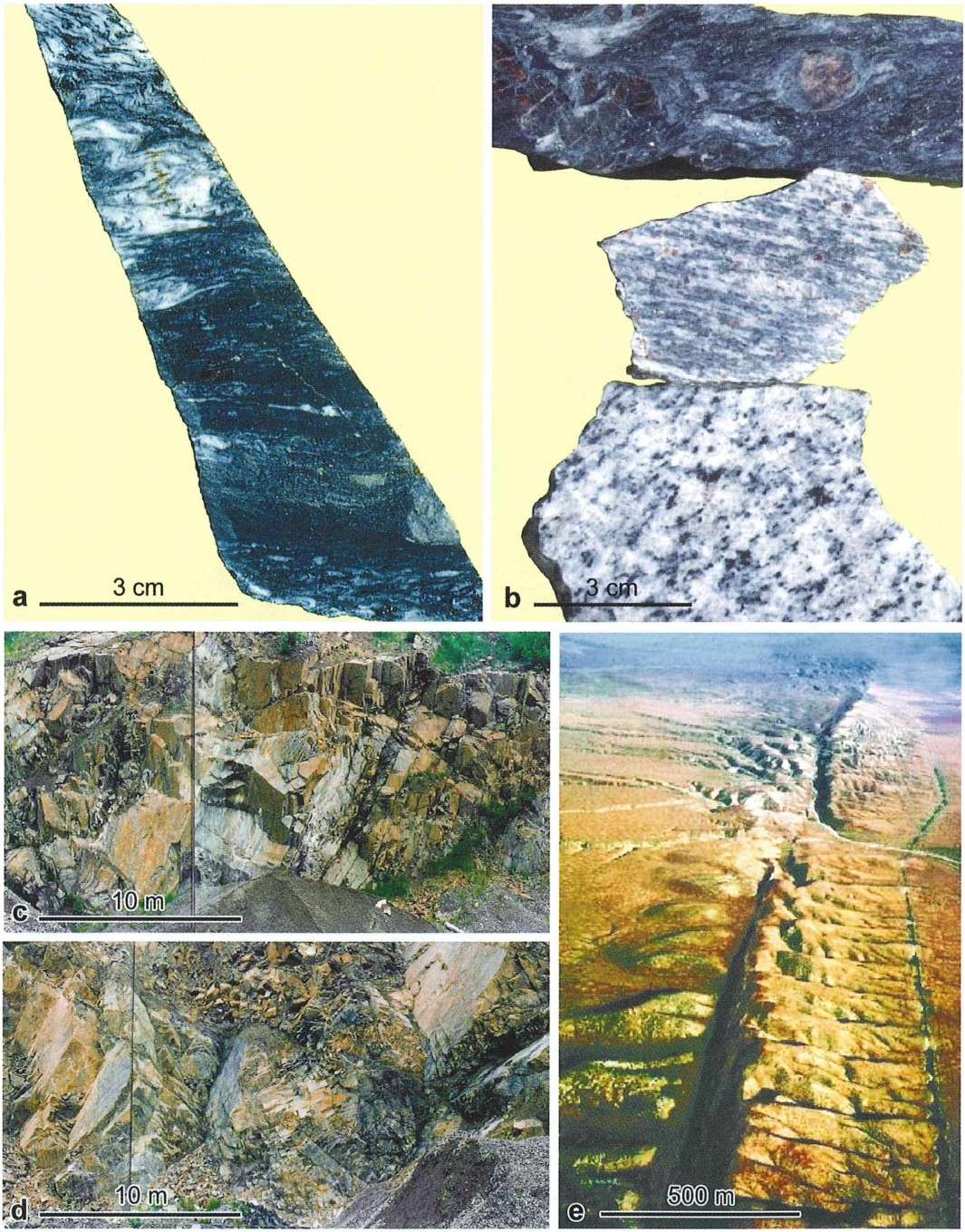


Abb. 2: Verschiedene Scherzonen im Größenvergleich. **a** Mikroscherzone aus den Zentralalpen Österreichs (Zillertal), **b** Gesteine mit zunehmender Deformation aus einer einige Meter umfassenden Scherzone in den Zentralalpen Österreichs, **c** große, im Böhmischen Massiv gelegene Scherzone, **d** San Andreas-Störung in Kalifornien.

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

Bei umgekehrter Verschiebungsrichtung würde man von einem sinistralen (linksseitigen) Versatz sprechen. Zur Feststellung von sinistraler oder dextraler Verschiebung dienen im Regelfall Schersinnindikatoren. Darunter versteht man einzelne Mineralphasen oder Gruppen von Mineralen, deren Form oder spezifische Anordnung eine Bewegung innerhalb des Gesteins und – im Idealfall – ihre zugehörige Richtung erkennen lassen.

In der Fachliteratur (z. B. Eisbacher, 1991; Steyrer und Sturm, 2002) wird auf eine Vielzahl von Schersinnindikatoren hingewiesen, von denen nur wenige nebeneinander in ein und demselben Gestein auftreten. Als relativ häufig und deshalb in diesem Rahmen gut demonstrierbar gelten asymmetrische Ansammlungen winziger Mineralphasen an den druckabgewandten Seiten großer Kristalle (Abb. 3a–d). Diese als Druckschatten bezeichneten Gebilde erstrecken sich stets in Richtung der Scherbewegung, was im abgebildeten Fall jeweils auf dextrale Versätze hindeutet. Höchst interessante Formen ergeben sich, wenn Kristallverbände von Schicht-

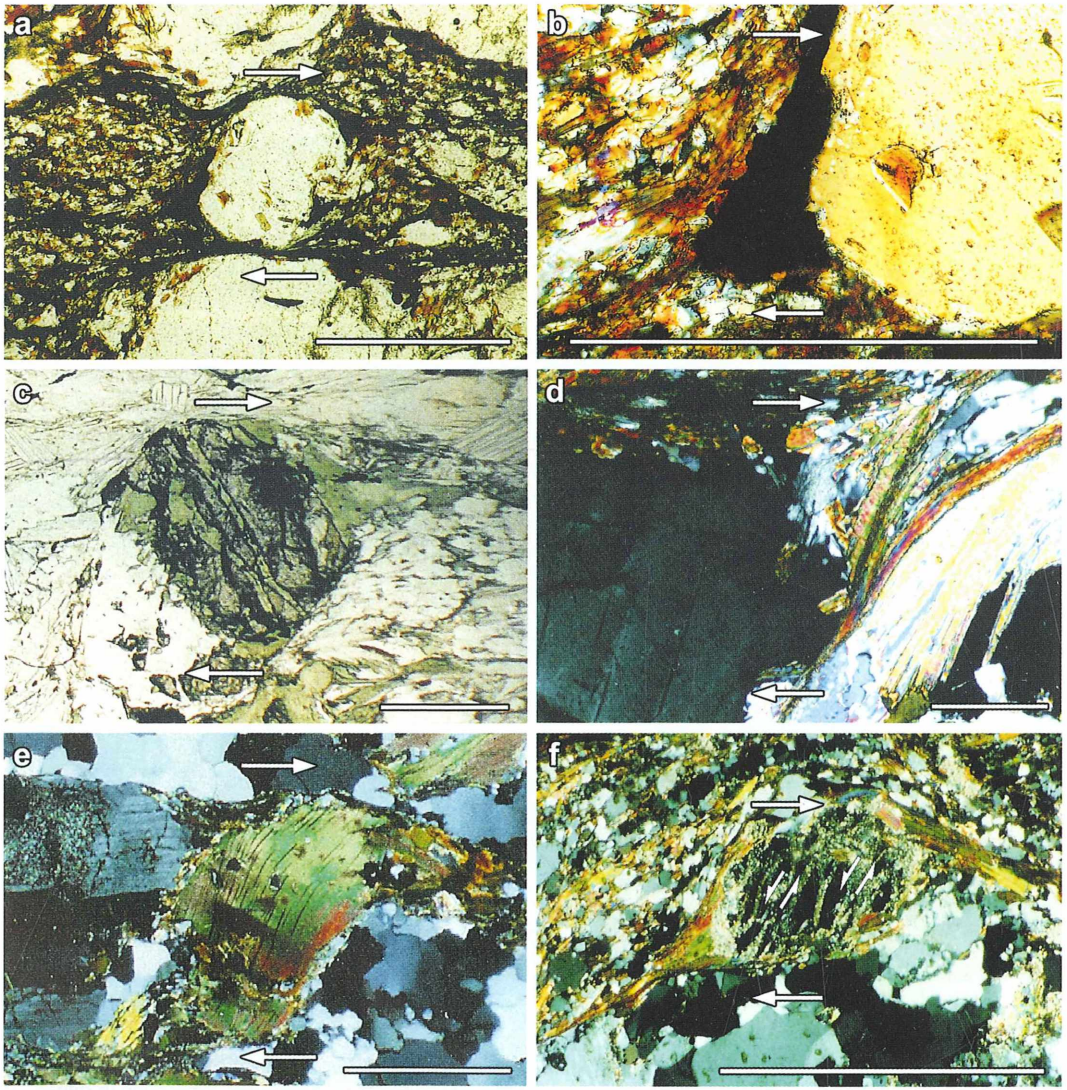


Abb. 3: Schersinnindikatoren, die allesamt dextrale (rechtsseitige) Verschiebungen anzeigen. **a–d** Asymmetrische Druckschatten, **e** Glimmerfisch, **f** Bücherstapelstruktur. Maßstriche 5 mm.

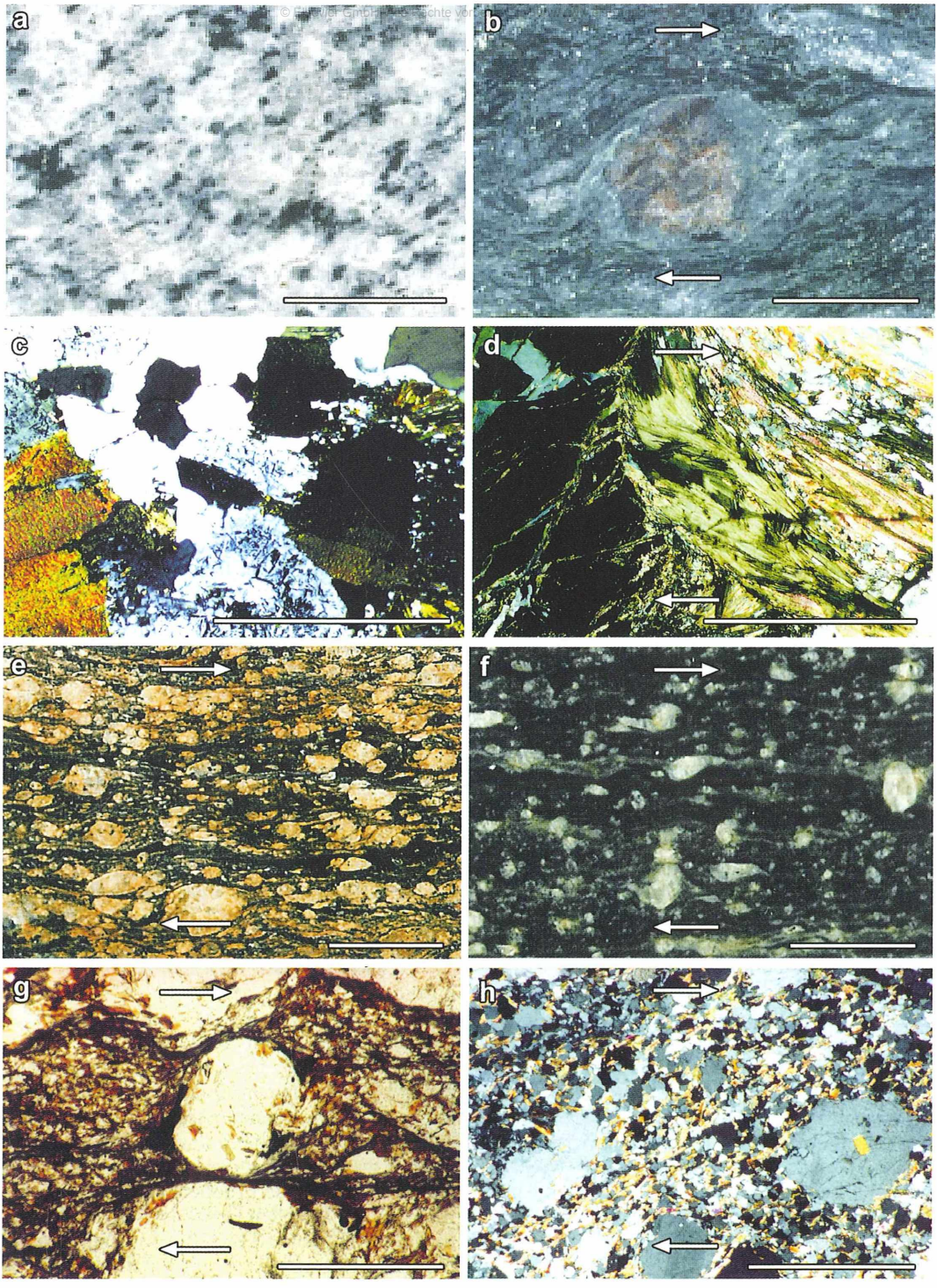


Abb. 4: Mineralogische Umwandlungsprozesse in duktilen Scherzonen. **a–d** Scherzone in den Zillertaler Alpen mit Umwandlung eines Tonalits (links) in einen Granat-Biotit-Schiefer (rechts) mit teils riesenkörnigem Granatbestand. **e–h** Scherzone am Südwestrand des Böhmischen Massivs mit Umwandlung eines Biotit-Plagioklas-Gneises (links) in einen Feldspat-Cordierit-Mylonit (rechts).
Maßstriche in a, b, e, f: 2 cm, in c, d, g, h: 0,5 cm.

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

silikaten – Biotit und Hellglimmer seien hier als prominenteste Vertreter genannt – duktilen Scherkräften ausgesetzt sind. In diesem Fall entstehen häufig so genannte Glimmerfische, worunter man rauten- bis sigmaförmige Kristallgebilde versteht, deren spitze Winkel den entsprechenden Schersinn indizieren (Abb. 3e). An großen, in etwa elliptisch geformten Kristallen wie beispielsweise verschiedenen Feldspaten entstehen infolge der Scherdeformation häufig so genannte Bücherstapelstrukturen, deren Name wohl an einen schief aufgestellten Stapel an Büchern erinnern soll. Da die einzelnen Kristallbestandteile entlang von Abschiebungsbahnen gegeneinander versetzt werden, ist der Schersinn intuitiv sehr leicht nachzuvollziehen (Abb. 3f).

Mikroskopische Untersuchungen zur Veränderung der Gesteinsmineralogie in Scherzonen

In der Einleitung wurde bereits darauf hingewiesen, dass es an duktilen Scherzonen durch lokale Anstiege von Druck und Temperatur, vor allem jedoch durch die Infiltration von Fluidphasen zu erheblichen Veränderungen des Mineralbestandes kommen kann. Im Extremfall weicht die Mineralogie des Mylonits gänzlich von jener des angrenzenden Ursprungsgesteins ab. Dieser Umstand lässt sich etwa an einer in den österreichischen Zentralalpen verlaufenden Scherzone demonstrieren, wo ein Tonalit – darunter versteht man ein saures Granitgestein – infolge des alpinen Deformationsereignisses in einen dunklen Granat-Glimmerschiefer umgewandelt wurde (Abb. 4a–d). Besonders eindrucksvoll an diesem Bespiel ist, wie ein hinsichtlich seiner Körnung nahezu homogenes Gestein in einen Schiefer mit groß- bis riesenkörnigen Blasten aus Granat (Durchmesser bis 5 cm) und einer feinen, die Großkristalle umfließenden Biotitmatrix übergeführt wurde – ein Umstand, welcher vom Autor bereits in einem früheren Artikel des MIKROKOSMOS zum Ausdruck gebracht werden konnte (Sturm, 2008). Als ein weiteres, nicht weniger verblüffendes Detail dieser Scherzone darf die Tatsache gewertet werden, dass der Mineralumwandlungsprozess mit einer Volumenreduktion von circa 35% einherging, das heißt, der Mylonit hat gegenüber seinem Ausgangsgestein deutlich an Volumen verloren.

Eine weitere, für die Darstellung von Mineralumwandlungsprozessen gut geeignete Scherzone befindet sich im Böhmischen Massiv im Norden Österreichs und zeichnet sich durch die Bildung eines fein- bis mittelkörnigen Cordierit-Feldspat-Mylonits aus einem Feldspat-Biotit-Gneis aus (Abb. 4e–h). Thermodynamischen Berechnungen zufolge herrschte bei diesem Ereignis eine maximale Temperatur von etwa 600 °C, während sich der auf die Scherfläche wirksame lithologische Druck auf 3,5 bis 4 Kilobar (0,35 bis 0,4 Gigapascal) bemaß. Die Petrologie bezeichnet jene mit dem Schervorgang verbundene mechanische Metamorphose auch als mittelgradiges beziehungsweise als Hochtemperatur-Niedrigdruck-Ereignis. Wie sich im Dünnschliff sehr gut erkennen lässt, verfügt bereits das Ausgangsgestein über eine von durchlaufenden Biotitlagen charakterisierte Struktur, in welche rundliche Großkristalle von hauptsächlich Plagioklas eingebettet sind. Zu den augenscheinlichsten Merkmalen des Mylonits zählen sicherlich die im Zuge der Deformation neu gebildeten Cordierit-Kristalle, die je nach Intensität und Dauer des thermischen Prozesses eine Größe von mehreren Zentimetern erreichen können. Mikroskopische Charakteristika dieses typischerweise bei Metamorphoseprozessen auftretenden Minerals können unter anderem bei Sturm (2008) nachgelesen werden. Betrachtet man den Mylonit etwas näher, so tritt neben Cordierit auch Feldspat gleichsam als Relikt des Ursprungsgesteines in Form großer Kristalleinsprenglinge auf, denen die Deformation oft nur marginal zusetzen konnte. Nur bei vereinzelten Feldspatkörnern hinterließ die Scherkraft deutlichere Spuren in Form von Kristallverbiegungen oder druckbedingten Zwillingsbildungen. Die Matrix des Mylonits besteht in der Hauptsache aus neu gebildeten, feinen Quarzkristallen und zu Lagen zusammengeschlossenen Biotitkörnern, bei welchen sich Altbestand und Neokristallisat in etwa die Waage halten. Im Zuge der Hebung des Mylonits an die Erdoberfläche – die Scherdeformation fand den Druckdaten zufolge etwa in einer Tiefe von 10 bis 12 Kilometern statt – wurden die Großkristalle nochmals einer retrograden (= abnehmenden) metamorphen Überformung unterzogen. Bei Codierit führte dieser als Diaphtorese bezeichnete Vorgang teils zur einer völligen, die Umrisslinien des Altkorns nachzeichnenden Umwandlung in Hellglimmer und Chlorit (Pinitisierung).

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

Resümee

Scherzonen bieten dem Geowissenschaftler die Möglichkeit, den Prozess der Gesteinsmetamorphose auf kleinstem Raum zu untersuchen, beträgt doch die Ausdehnung mancher dieser Deformationszonen nur wenige Zentimeter. Der Vorteil einer genauen Studie von Mikroscherzonen liegt nicht nur im begrenzten methodischen Aufwand, sondern ist sicherlich auch in dem Umstand begründet, dass gewonnene Erkenntnisse hinsichtlich Mineralumwandlung und -verformung ohne gröbere Korrekturen auf große Störungszonen übertragen werden können. Eine Studie des Kleinen zum Verständnis des Größeren also. Derartige Untersuchungen dienen in Zukunft beispielsweise der Klärung des Zusammenhangs zwischen Scherbewegung und Erdbebenentstehung, womit ein wesentlicher Schritt in Richtung Erdbebenvorhersage getätigt werden könnte.

Literaturhinweise

Eisbacher, G. H.: Einführung in die Tektonik. Enke-Verlag, Stuttgart 1991.

Steyrer, H. P., Sturm, R.: Stability of zircon in a low-grade ultramylonite and its utility for chemical mass balancing: the shear zone at Miéville, Switzerland. Chemical Geology 187, 1–19 (2002).

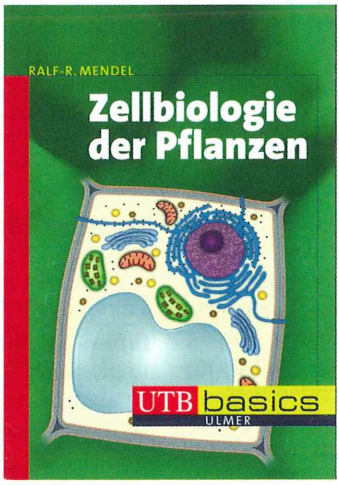
Sturm, R.: Gesteinsmetamorphose unter dem Mikroskop – Mineralumwandlungsprozesse bei abnehmenden Druck- und Temperaturbedingungen. Mikrokosmos 97, 267–271 (2008).

Sturm, R.: Im Mineral eingesperrt – Mikroskopie von Einschlussphasen in magmatischen Kristallen. Mikrokosmos 98, 283–289 (2009).

Verfasser: Mag. mult. Dr. Robert Sturm,
Brunnleitenweg 41, A-5061 Elsbethen, Österreich,
E-Mail: sturm_rob@hotmail.com

Buchbesprechung

Mendel, R.-R.:
Zellbiologie der Pflanzen.
UTB basics,
Verlag Eugen Ulmer,
Stuttgart 2011, 304 Seiten,
233 Abbildungen, broschiert,
€ 24,90,
ISBN 978-3-8001-2918-8
(Ulmer) und
978-3-8252-3423-2 (UTB).



Mehr als 60 Titel kann die erfolgreiche Lehrbuchserie „UTB basics“ bereits aufweisen. Konzipiert als grundlegende Einführung in ein Fachgebiet, eignen sich diese Bände insbesondere für Bachelorstudenten und Schüler der Oberstufe. So erläutert der Autor der „Zellbiologie der Pflanzen“ wie er – während eines Forschungsfreisemesters zurückgezogen in ein französisches Dorf – die Muße fand, den Stoff von botanischen Vorlesungsreihen und Praktika seiner Universität in diesem kompakten Lehrbuch zusammenzufassen. Ralf-R. Mendel legt Wert darauf, besonders die zellbiologischen Unterschiede zu tierischen Zellen darzulegen. In leicht verständlicher Weise schafft er es, mit einer gemäßigten Zahl von Fachbegriffen die wesentlichen Aspekte pflanzlicher Zellen herauszustellen. Zahlreiche farbige Schemazeichnungen illustrieren sehr gut den Aufbau und die Funktionsweise von Strukturen, ergänzt von licht- und elektronenmikroskopischen Aufnahmen. Mit bedingt durch das handliche Format des Buches (15 × 21,5 cm), fallen einige Abbildungen, beispielsweise die Fluoreszenzmarkierungen, recht klein aus. In 14 unterschiedlich umfangreichen Kapiteln werden die Grundlagen der Pflanzen-Zellbiologie vermittelt. Wichtige Themen sind beispielsweise die Zellbestandteile, Transportvorgänge in der Zelle, Zellteilung, Proteine und Phytohormone. Weiterhin werden aktuelle Forschungsorganismen wie die Modellpflanze *Arabidopsis thaliana*, Zelltechniken und Methoden des Gentransfers vorgestellt. Knappe Merksätze am Seitenrand fassen die wichtigsten Aussagen zusammen. Zum Nacharbeiten von Lehrveranstaltungen und für Prüfungsvorbereitungen ist dieses „Basiswerk“ hervorragend geeignet.

Renate Radek, Berlin

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

Jones Most Improved Microscope von Peter Dollond

Erich Steiner

Der Englische Mikroskophersteller Benjamin Martin (1704–1782) beschrieb 1759 erstmalig das so genannte Universalmikroskop. Um 1772 kam sein Spitzenmodell *The New Universal Microscope* auf den Markt, dessen Objektive zum Wechseln in einer drehbaren Scheibe montiert waren. Es konnte als einfaches oder als zusammengesetztes Mikroskop verwendet werden.

Die erste Form eines Objektivrevolvers wurde aber bereits 1746 von Georg Adams d. Ä. (um 1704–1772) in seinem Werk *Micrographia illustrata* beschrieben. Sechs verschieden starke Objektivlinsen wurden zum bequemeren Wechsel in ein Rad eingebaut. Die Scharfeinstellung wurde durch Verstellen des Tisches mit Hilfe einer Schraube erreicht.

Es folgten weitere konstruktive Veränderungen. Nach dem Tod von Georg Adams d. Ä. übernahm der ältere seiner beiden Söhne, Georg Adams d. J. (1750–1795) die Werkstatt. 1787 beschrieb er in seinen *Essays on the Microscope* neben anderen Modellen *The Improved Compound Microscope*.

Nach seinem Tod führten William Jones (1763–1831) und sein jüngerer Bruder Samuel die Werkstatt weiter. 1798 wurde das von den Gebrüdern weiter optimierte Universalmikroskop als *Jones Most Improved Microscope* vorgestellt, das sich mit einem Gelenk schräg stellen ließ und als einfaches oder als zusammengesetztes Mikroskop zu verwenden war.

Diese Stativform fand besonders in Großbritannien weite Verbreitung, so dass auch Peter Dollond (1730–1820) um 1800 bis 1820 dieses Mikroskop-Modell fertigte. Einige Mikroskopbauer in Österreich und Deutschland, wie Simon Plössl (1794–1868) und Friedrich Wilhelm Schiek (1790–1870), nahmen sich in der ersten Hälfte des 19. Jahrhunderts die Säulenstative der Gebrüder Jones als Vorbild für ihre ersten eigenen Geräte.

Durch einen Zufall war es mir möglich, ein besonders gut erhaltenes *Jones Most Improved Microscope* von Peter Dollond, von dem ich annehme, dass es um 1810 erzeugt wurde, zu untersuchen (Abb. 1).

Das Gerät besteht aus einem Messingstativ mit Original-Zaponierung, auf 13 Zentimeter hoher, runder, drehbarer Säule in faltbarem Dreiecksfuß eingeschraubt. Die 16,4 Zentimeter hohe rechteckig-prismatische Säule trägt am oberen Ende einen festklemmbaren, acht Zentimeter langen Schieber mit einer ringförmigen Aufnahme für den Tubus in Kombination mit dem Objektivrevolver, einem Schraubobjektiv oder einem Objektiv mit Lieberkühnspiegel (Abb. 2). Die Säule lässt sich mit einem Gelenk schräg stellen.

Die technischen Daten

Gesamthöhe in Arbeitsstellung: 33,6 cm (bei senkrecht gestelltem Tubus).

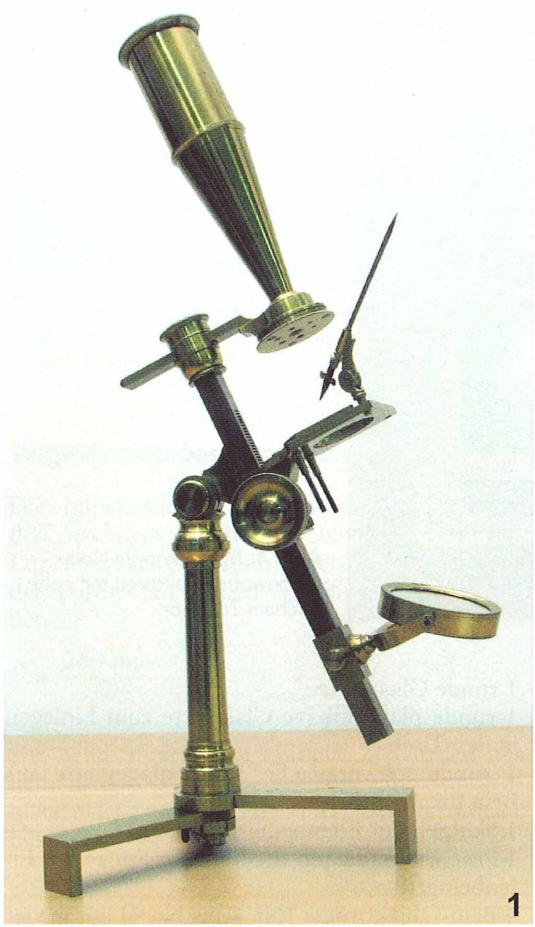
Tubus: 13 cm, monokular, im unteren Teil verjüngt. Nach Abschrauben des Tubus ist das Gerät auch als einfaches Mikroskop verwendbar.

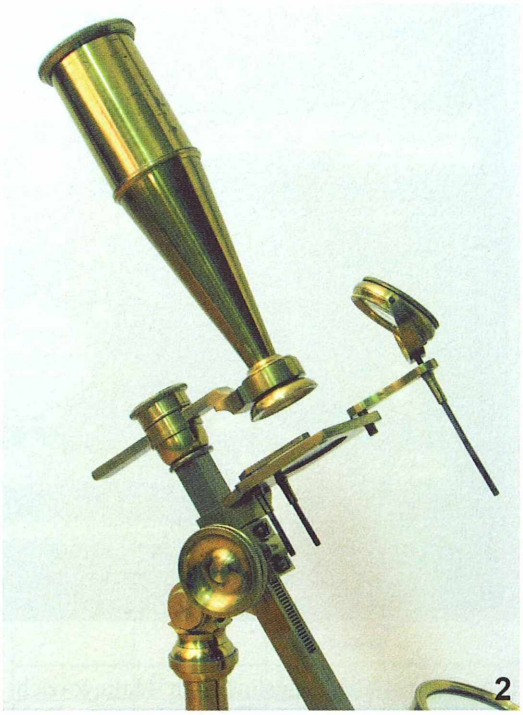
Trieb: Grobtrieb, rechtsseitig, mit gerader Verzahnung auf den Tisch wirkend.

Tisch: Viereckiger Messingtisch (5,2 × 4,2 cm) mit anpressbarer Präparatklammer und zwei seitlichen Bohrungen für die Aufnahme einer Auflichtbeleuchtungslinse und einer Haltepinzette.

Beleuchtungsapparat: Höhenverstellbarer Hohl- und Planspiegel in Kardanhalterung.

Optik: Sechs nichtachromatische Lupenobjektive (Nr. 1 bis Nr. 6; Tabelle 1) in scheibenförmigem Objektivrevolver eingebaut.





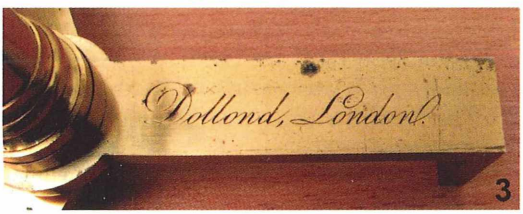


Abb. 1: Mikroskop für Durchlichtuntersuchungen. – **Abb. 2:** Mikroskop für Auflichtuntersuchungen. – **Abb. 3:** Signatur auf dem faltbaren Dreiecksfuß.

Tabelle 1: Objektiv-Parameter.

Lupenobjektiv-Nummer	Vergrößerung	Brennweite
1	20,0×	12,5 mm
2	16,1×	15,5 mm
3	8,9×	28,1 mm
4	6,3×	39,7 mm
5	5,5×	45,5 mm
6	3,7×	67,6 mm
einschraubbares Lupenobjektiv	40,8×	6,1 mm
einschraubbares Lupenobjektiv in Lieberkühn-Spiegel	10,8×	23,1 mm

1 einschraubbares nichtachromatisches Lupenobjektiv ohne Bezeichnung.
1 einschraubbares nichtachromatisches Lupenobjektiv in Lieberkühn-Spiegel ohne Bezeichnung.
1 einschraubbares zweilinsiges Okular mit Feldlinse.
Signatur: Auf dem faltbaren Dreiecksfuß mit *Dollond, London* signiert (Abb. 3).

Das Zubehör

Das Gerät verfügt über reichhaltiges Zubehör (Abb. 4):
1 verschließbarer Holzaufbewahrungskasten aus Mahagoni (L × B × H; 24,0 × 20,4 × 8,2 cm) mit blauem Samt gefüttert.

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

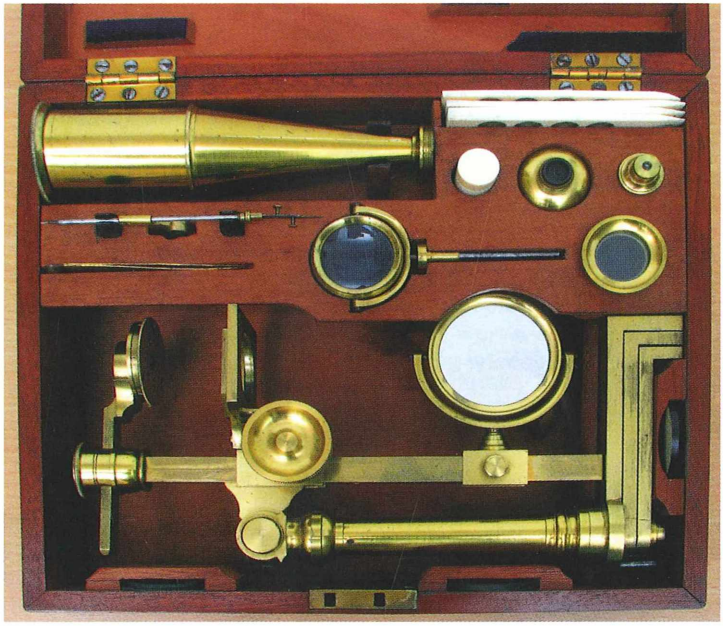


Abb. 4: Mikroskop im Holzaufbewahrungskasten mit zahlreichem Zubehör.

1 Auflichtbeleuchtungslinse mit Haltevorrichtung zum Befestigen am Tisch.
1 Messinghalter mit Haltepinzette und Objektnadel zum Befestigen am Tisch.
1 Okularmikrometerplättchen (5 mm geteilt in 50 Teile) zum Einlegen in das Okular.
1 Compressorium.
1 Elfenbeindöschen für Sprengringe und Glimmer-Deckgläschen.
1 Messing-Pinzette.
1 runde Glasplatte.
1 runde plankonkave Glasplatte zum Einlegen in den Tisch.
1 runde schwarzweiße Tischeinlageplatte aus Bein für Auflichtbeobachtungen.
1 Skalpell mit Elfenbeingriff.
1 Präpariernadel mit dreikantiger Spitze mit Elfenbeingriff.
4 Bein-Objektträger (Nr. 1 bis Nr. 4) mit je vier Öffnungen.

Tabelle 2: Vergrößerungen. A Arbeitsabstand, G Gesamtvergrößerung, M Mikrometerwert (* in µm pro kleinstem Teilstrich auf dem Okularmikrometerplättchen), O Okularvergrößerung, V Objektivvergrößerung.

Lupenobjektiv-Nummer	O	V	G	A	M*
1	6,2×	20,0×	124×	7 mm	10,4 µm
2	6,2×	16,1×	100×	9 mm	12,9 µm
3	6,2×	8,9×	55×	17 mm	23,6 µm
4	6,2×	6,3×	39×	25 mm	33,2 µm
5	6,2×	5,5×	34×	29 mm	38,4 µm
6	6,2×	3,7×	23×	42 mm	55,2 µm
einschraubbares Lupenobjektiv	6,2×	40,8×	253×	3 mm	5,1 µm
einschraubbares Lupenobjektiv in Lieberkühn-Spiegel	6,2×	10,8×	67×	14 mm	19,2 µm

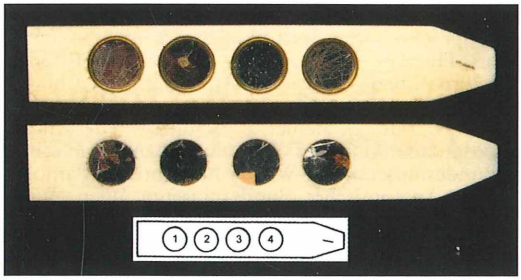


Abb. 5: Ober- und Unterseite der Elfenbein-Objektträger. Schema: Präparatepositionen in den Objektträgern (siehe Tabelle 3).

Vergrößerungsbestimmungen

Die Lupenobjektiv-Vergrößerungen (V) wurden, nachdem die Brennweiten (f; in mm) der Lupenobjektive bestimmt worden waren, nach der Formel für Lupenvergrößerungen berechnet.

$$V = \frac{250\ \text{mm}}{f}$$

Die Mikrometerwerte (Tabelle 2) wurden mit dem in das Okular eingelegten Okularmikrometerplättchen und einem Objektmikrometer bestimmt.

Methode zur Bestimmung der Okular-Vergrößerung

Ein Objektmikrometer (2 mm geteilt in 200 Teile) wurde mit Hilfe einer starken Mikroskopierleuchte und mit einem Objektiv zur Eichung im bekannten Abbildungsmaßstab 10:1 mit Hilfe des unbekannten Okulars auf eine Mattscheibe in 250 mm Entfernung projiziert, um die wahre Vergrößerung festzustellen.

Für die Auflichtmikroskopie mit Hilfe des einschraubbaren Lupenobjektivs in einen Lieberkühn-Spiegel war ein Objektträger mit aufgeklebten schwarzen Naturpapier-Scheibchen mit 5 mm Durchmesser als Objektunterlage notwendig. Für die Beleuchtung wurde eine Niedervolt-Mikroskopierleuchte „Lux-FNI" (6 V, 30 W) der Firma Reichert verwendet. Das Licht wurde über den Konkavspiegel des Mikroskops an den schwarzen Naturpapier-Scheibchen vorbei auf den Lieberkühn-Spiegel geleitet, der dann das Objekt auf dem Naturpapier-Scheibchen beleuchtete.

Tabelle 3: Elfenbein-Objektträger.

Objektträger-Nummer	Position in Objektträger	Objekt
1	1	Pflanzenseide
	2	Spinnenkörper (Hinterleib)
	3	Schmetterlingsschuppen (Tagfalter)
	4	Menschenhaare
2	1	Spinnen-Kieferklauen (Cheliceren)
	2	Milben und Panzerteile eines Gliederfüßlers
	3	nicht definierbar
	4	Floh
3	1	Hydropolypenstockteil (*Sertularia* sp.)
	2	Insektenflügel (Vorderteil)
	3	Leerstelle
	4	Insektenbein
4	1	Holzquerschnitt Ahorn (*Acer* sp.)
	2	Hautflügel eines Käfers
	3	Holzquerschnitt Tanne (*Abies* sp.)
	4	Fischschuppe

Die Präparate

Bei den Objekten handelt es sich um Trockenpräparate, die zwischen zwei Glimmerplättchen mit einem Sprengring fixiert sind (Abb. 5). Trotz ihres hohen Alters sind die Objekte noch in verhältnismäßig gutem Zustand erhalten. Es sind allerdings in jedem Präparat – auch in den Leerstellen – feinste Pilzfäden vorhanden, die sich im Lauf der Zeit entwickelt haben.

Jeder der vier Elfenbein-Objektträger hat eine Länge von 83 mm, eine Breite von 14 mm und eine durchschnittliche Dicke von 2 mm. Die Öffnungen besitzen auf der einen Seite einen

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

Durchmesser von 8 mm und auf der anderen Seite, wo sich der Sprengring befindet, einen Durchmesser von 10 mm. Der größte Teil der Präparate konnte noch identifiziert werden. Bei einem Präparat war es nicht mehr möglich festzustellen, um welches Objekt es sich handelt (Tabelle 3).

Vor Einführung der achromatischen Objektive war das *Jones Most Improved Microscope* eines der besten Instrumente.

Literaturhinweise

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

Gloede, W.: Vom Lesestein zum Elektronenmikroskop. VEB Verlag Technik, Berlin 1986.

Moe, H.: The Story of the Microscope. Rhodos International Science and Art Publishers, Rhodos 2004.

Patzak, B. (Hrsg.), Steiner, E., Schulz, P.: Die Mikroskopesammlung des Pathologisch-Anatomischen Bundesmuseums im Wiener Narrenturm. Pathologisch-Anatomisches Bundesmuseum Wien, Wien 2008.

Steiner, E., Schulz, P.: Plössl-Mikroskope – Ein Vergleich mit modernen Geräten. Annalen des Naturhistorischen Museums Wien 107 B, 39–55 (2006).

Weber-Unger, S., Mappes, T.: Bedeutende Mikroskope 1680 bis 1860. Eigenverlag, Wien 2008.

Verfasser: Prof. OStR Erich Steiner, Triestinggasse 35, 1210 Wien, Österreich

Mikro-Cartoon

Danksagung

Ist ein Praktikum überstanden, tendieren Studierende dazu, das Unternehmen zügig durch die Abgabe eines entsprechenden Protokolls zu beenden, um dann bald den ersehnten Schein zu erhalten.

Hin und wieder geschieht aber doch etwas anderes. Mehr oder minder unvermittelt wurde mir eine ungewöhnliche Geste der Dankbarkeit überreicht, nämlich die hier wiedergegebene Kollage (Abb. 1, rechts).

Ich hatte es mitbekommen, dass zum Ende eines des seit Dekaden in der Zoologie des Instituts für Biologie der Freien Universität von mir angebotenen, recht beliebten Fortgeschrittenen-Praktikums „Ultrastrukturen: REM + TEM" etwas Außergewöhnliches vorbereitet wurde. Es sickerte durch, dass man irgendwie die lichtmikroskopischen Legepräparate der Altvorderen, die ich den Studierenden gezeigt hatte und von denen im MIKROKOSMOS unterdessen mehrfach berichtet wurde, nun rasterelektronenmikroskopisch nachvollziehen wollte.

Die Frustration war aber wohl sehr schnell sehr groß. Die Lernenden mussten nämlich einsehen, dass es so einfach nicht ist, komplexe Legepräparate manuell herzustellen, wie es die Altmeister dieser Kunst hervorragend beherrschten.

Sie ließen sich allerdings nicht kleinkriegen und fertigten ihr Legepräparat mit dem heute überall zur Verfügung stehenden Tool an, nämlich mit dem Computer. Damit war es relativ leicht, aus einem zufälligen Radiolarienstreupräparat (Abb. 1, links) die gewünschten Motive auszuschneiden und weiter zu verwerten. Es bedurfte auch nicht unbedingt allerhöchster Konzentration, auf diese Weise das Wort *Danke* zu schreiben, was sie dann ja auch hervorragend geschafft hatten (Abb. 1, rechts).

Dass ich mich über dieses Bild, das unterdessen in unserem Praktikumsraum zwischen anderen Praktikumsfotos einen Ehrenplatz einnimmt, sehr gefreut habe, dürfte klar sein.

Klaus Hausmann, Berlin

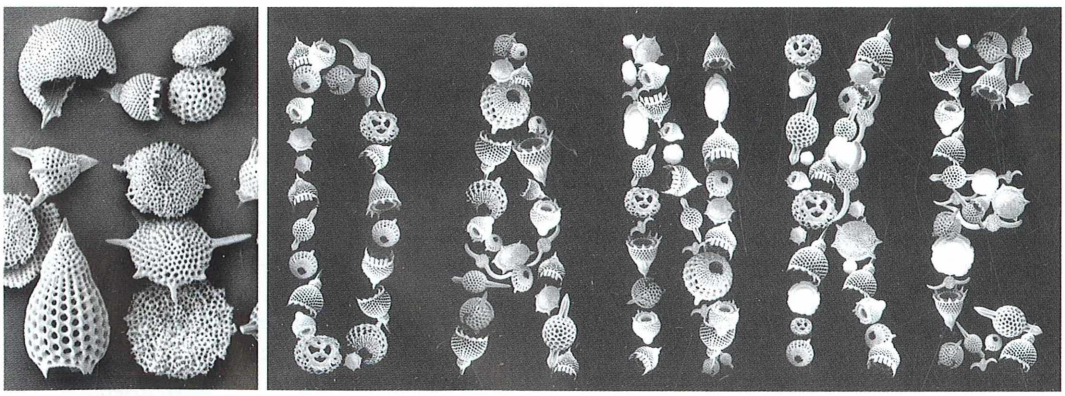


Abb. 1: Links das Radiolarienstreupräparat, aus dem das Legepräparat rechts entstand.

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

AUGEN BLICK

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

FLÜGEL • KÜHN 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: PD Dr. Renate Radek, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Tel.: +49(0)30/83 85 63 73, E-Mail: rradek@zedat.fu-berlin.de
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: Marcel Fischer, Advertising Management, Niederrasen/Rasun di sotto 69, 39030 Rasen-Antholz/Rasun-Anterselve (BZ), Italien (Südtirol)/Italia (Alto Adige), Tel.: +39 04 74 49 66 65, Mobil: +39 3480159984; E-Mail: marcel.fischer@elsevier.com
Anzeigenpreise: Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2011.
Lieferkonditionen (2011): Band 100 (1 Band mit 6 Ausgaben)
Abopreise* (2011):

Land	Institutionen	Persönlich	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH#	100,00 EUR	84,00 EUR	53,00 EUR	20,00 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 HGV Servicecenter Fachverlage, Abo-Service, Postfach 11 64, 72125 Kusterdingen, Deutschland.
Tel.: +49(0)7071/93 53 16, Fax: +49(0)7071/93 53 35, E-Mail: journals@elsevier.com
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

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

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 CD als Word-Dokument ohne spezielle Formatierung eingereicht werden (Arial 12 pt). Bitte keine Trennungen einfügen.

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

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

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors.

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

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

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

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

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

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

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

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

Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt einen Paraffinschnitt durch die Zunge einer Hauskatze (*Felis silvestris catus*); Vergr. 750fach.

Präparationstechnik: Susa-Fixierung, Trichromfärbung nach Masson Gildner, modifiziert. Mikroskopiertechnik: Leitz Orthoplan, differentieller Interferenzkontrast; NPL Fluotar 40:1.
Foto: Dr. Holger Adelmann, Köln; E-Mail: holger.adelmann@virginmedia.com

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

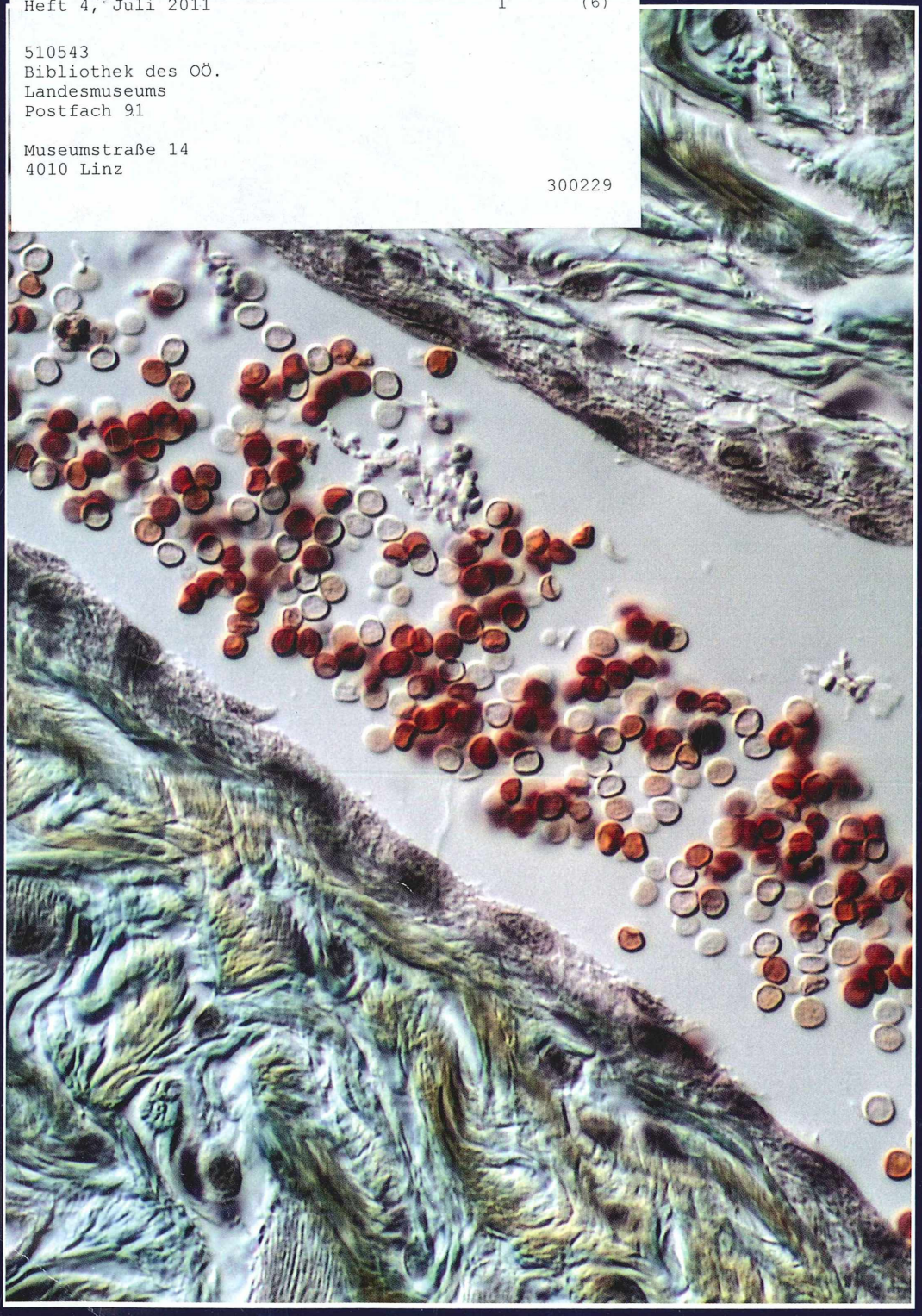
Die Redaktion behält sich vor, die Bilder, wenn es nötig erscheint, zu beschneiden.

Mikrokosmos
Heft 4, Juli 2011 1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229



ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2011

Band/Volume: 100_4

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 100_4 1