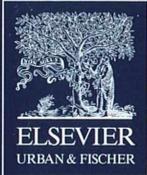


II-90372/99,5

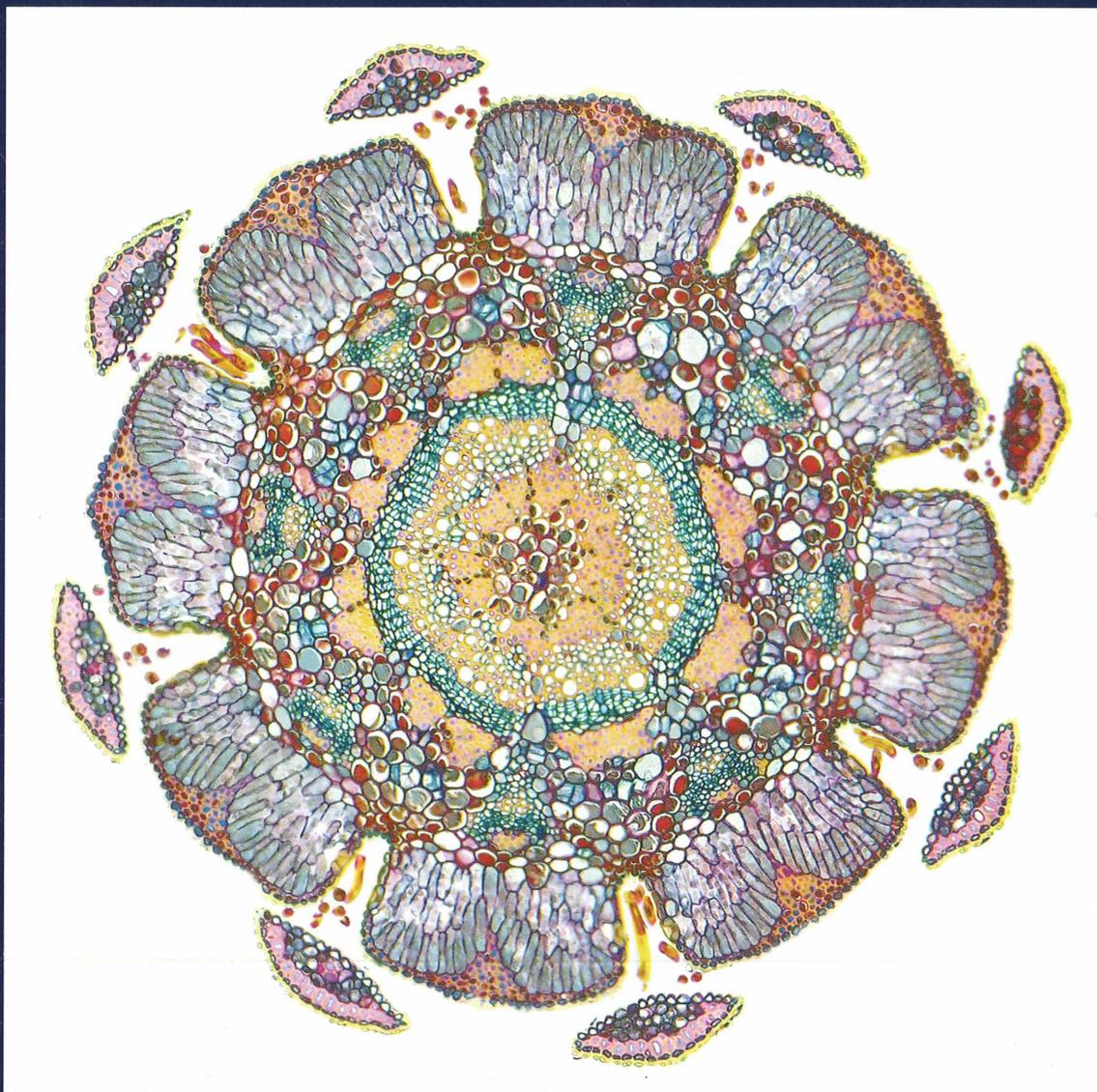


MIKROKOSMOS

Heft 5
99. Jahrgang
September 2010

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



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

- 257** Die Zieralge *Micrasterias torreyi* unter dem Mikroskop – Beobachtung der Zellteilung und einfache physiologische Experimente
Robert Sturm
- 263** Über Mikrofossilien in Feuersteinen aus einem eiszeitlichen Sander
Wolfgang Jacob
- 269** Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung
Teil 2: Die Nektarblätter der Gattungen *Helleborus*, *Nigella* und *Aquilegia*
Armin Maidhof
- 274** Radiolarien in Deutschland – Das Geheimnis der bayerischen Wetzsteine
Holger Schimmel
- 280** Auswirkungen von Schnittdicke und differentieller Färbung auf die Strukturwiedergabe am Beispiel von Querschnitten durch einen Zweig von *Casuarina*
Michael Dillberger
- 285** Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee
Teil 5: Leben an der Grenzfläche
Wolfgang Bettighofer
- 296** Fruchtextplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*
Teil 2: Stroboskopische Messungen und Rechnungen zum Samenausschleudern
Werner Nachtigall
- 303** Live View ermöglicht erschütterungsfreie Mikroaufnahmen
Hans Jürgen Steinkohl und Siegbert Holzapfel
- 310** Der Straußenfarn *Matteuccia struthiopteris*, eine Farnpflanze aus uraltem Geschlecht
Bruno Ortner

Rubriken

- 268**
Aus der Industrie
- 273, 309, 318**
Buchbesprechungen
- 293**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften
- 294**
Mikro-Lyrik
- 295**
Mikro-Markt
- 308**
Kurze Mitteilung
- 319**
Mikro-Dialoge

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

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

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

*Umschlagabbildung: Querschnitt eines Casuarina-Zweiges.
Siehe Artikel M. Dillberger, S. 280–284.*

Die Zieralge *Micrasterias torreyi* unter dem Mikroskop – Beobachtung der Zellteilung und einfache physiologische Experimente

Robert Sturm

Vertreter aus der Familie der Desmidiaceen (Zieralgen) gelten als herausragende Modellorganismen für das mikroskopische Studium des Wachstums und der Entwicklung von Einzelzellen. Ihren hohen wissenschaftlichen Wert verdanken die Algenzellen vor allem dem Umstand, dass ihre nach der Mitose des Zellkerns einsetzende Zellformbildung, worunter die Entstehung zweier filialer (Tochter-)Halbzellen zu verstehen ist, nach charakteristischen Gesetzmäßigkeiten erfolgt. Zudem verfügen die Einzelzellen mit bis zu 0,5 mm über eine ungewöhnliche Größe und zeichnen sich durch eine leichte Kultivierbarkeit aus. Neben intrazellulären Faktoren wie Ionenverteilung und osmotischen Vorgängen sind es auch externe Faktoren wie Schwerkraft, Temperatur oder Licht, welche auf das Wachstum der Zellen deutlichen Einfluss ausüben (Abb. 1). Einige ausgewählte Faktoren sollen in diesem Beitrag am Beispiel der Spezies *Micrasterias torreyi* etwas näher zur Darstellung gebracht werden.

Das zellbiologische Interesse an Zieralgen und insbesondere an der Gattung *Micrasterias* lässt sich bis an den Beginn des 19. Jahrhunderts zurückverfolgen, als der schwedische Forscher Agardh erstmals eine detaillierte Beschreibung dieser pflanzlichen Zellen veröffentlichte. Neben einer Hervorhebung der zellulären Ästhetik wies Agardh vor allem auf die vielfältigen Zellformen und den Gehalt einer „grünen, pulverartigen Substanz“ hin, deren Identifikation als Chloroplast zum damaligen Zeitpunkt noch nicht geglückt war. Erste eingehendere Studien zur Zellteilung und Morphogenese von *Micrasterias* erfolgten vornehmlich an der Wende vom 19. zum 20. Jahrhundert, aber der eigentliche Durchbruch der Desmidiaceen-Forschung gelang erst in der Mitte des vergangenen Jahrhunderts mit der Entwicklung

geeigneter Zellkulturmedien und der Erweiterung der mikroskopischen Technik. Durch die zusätzliche Einführung von Lebendfärbungen gewann man nach und nach Einblick in die Physiologie der Algenzelle und die Rolle des Zellkerns bei verschiedenen intrazellulären Pro-

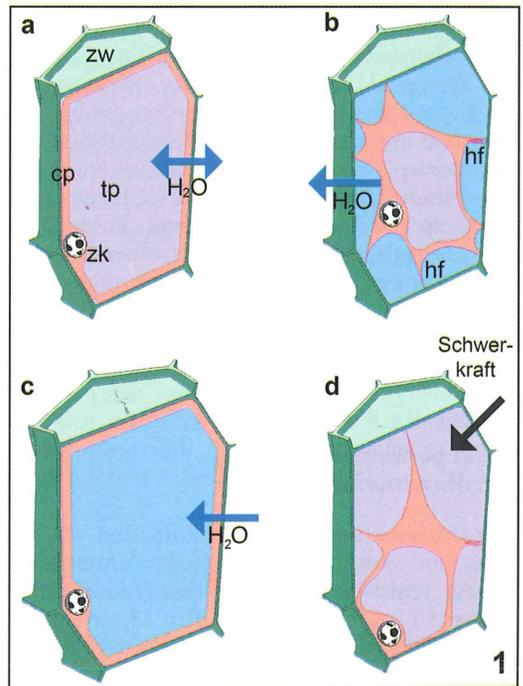


Abb. 1: Allgemeines Schema zur Verdeutlichung der Wirkung von Osmose (a–c) und Schwerkraft (d) auf eine pflanzliche Zelle. a Entspannte Zelle in isotonischem Medium, b durch Plasmolyse gekennzeichnete Zelle in hypertonischem Medium, c durch vermehrten Turgor (= Innendruck) charakterisierte Zelle in hypotonischem Medium, d Zelle in künstlichem Schwerfeld mit Verschiebung von Cytoplasma und Zellorganellen. cp Cytoplasma, hf Hecht'sche Fäden, tp Tonoplast, zk Zellkern, zw Zellwand.

zessen (Meindl, 1993). In den 1960er Jahren widmete man das wissenschaftliche Interesse vermehrt der Untersuchung einzelner Entwicklungsstufen von *Micrasterias*-Zellen und gelangte dabei zu der wegweisenden Erkenntnis, dass die Cytomorphogenese vorwiegend unter der Kontrolle der Plasmamembran steht, welche über spezifische „Gedächtnisorte“ zur Lenkung der mit Zellwandmaterial verfüllten Vesikel verfügt (Kiermayer, 1964). Auch im MIKROKOSMOS gab es vor einiger Zeit einen Artikel über Zellteilungsvorgänge bei *Micrasterias* (Steinkohl, 2008).

Lenkt man sein Augenmerk auf eine einzelne Zelle der Gattung *Micrasterias*, so lässt sich leicht ihr Aufbau aus zwei nahezu identischen Halbzellen erkennen, die über eine zentrale Verengung, den so genannten Isthmus, miteinander verbunden sind (Abb. 2). Jede voll ausdifferenzierte Halbzelle verfügt über einen Polarlappen und beidseits davon über vier laterale Hauptlappen, deren Enden ebenfalls eingeschnitten sind und demzufolge aus lateralen Lappen höherer Ordnung bestehen. Die meisten Vertreter von *Micrasterias* bilden flache, scheibenförmige Zellen aus, bei welchen alle Hauptlappen in einer Ebene liegen und die über weite Teile von einem einzelnen Chloroplasten erfüllt sind. Der sehr große Zellkern nimmt nahezu die gesamte Isthmus-Region des einzelligen Organismus ein (Meindl, 1993).

Im vorliegenden Beitrag soll die Entwicklung der Spezies *Micrasterias torreyi* etwas näher unter die Lupe genommen werden, wobei neben einer mikroskopischen Dokumentation des ungestörten Wachstums der Einfluss von Osmose und Schwerkraft auf die zelluläre Entwicklung zur Präsentation gelangt. Besonderes Interesse gilt dabei der Frage, inwieweit sich Halbzellen, welche einerseits unter turgescenzen und andererseits unter plasmolytischen Bedingungen gewachsen sind, morphologisch voneinander unterscheiden.

Die ungestörte Zellteilung von *Micrasterias torreyi*

Zur Untersuchung des unbeeinflussten Wachstums und der Formbildung von *Micrasterias torreyi* wurde auf einen gereinigten Objektträger (55 × 20 mm) ein Tropfen Moordetritus übertragen, der die natürlichen Umgebungsbedingungen der Zellen widerspiegeln sollte.

Nach Absaugen von überschüssigem Wasser mit Filterpapier wurden junge Zellteilungsstadien gemeinsam mit Nährlösung auf das Detritushäufchen pipettiert. Das erzeugte Präparat wurde abschließend mit einem Deckglas versehen und wasserdicht mit Vaseline abgeschlossen (Kiermayer, 1968). Die Beobachtung der Zellteilung erfolgte mit Hilfe eines binokularen Lichtmikroskops (Leica Laborlux), welches mit einer zusätzlichen Einrichtung zur Interferenzkontrastmikroskopie ausgestattet war.

Aus den Abbildungen 2 und 3 lässt sich der ungestörte Ablauf der Cytomorphogenese von *Micrasterias torreyi* entnehmen. Während der Teilung des Zellkerns kommt es im Isthmus durch ein zentripedal (nach innen) einwachsendes Septum zur Trennung der beiden Halbzellen. Nachdem jede Halbzelle über ihren eige-

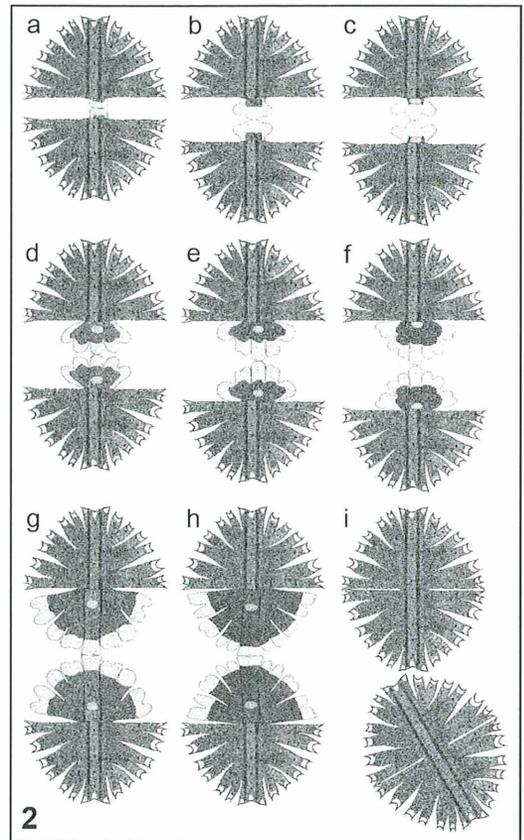


Abb. 2: Zeichnerische Darstellung der einzelnen Entwicklungsphasen von *Micrasterias torreyi*. Die Zeitdauer zwischen den einzelnen Stadien beträgt bei normalen Bedingungen und ungestörter Entwicklung zwischen 15 und 20 Minuten.

nen Zellkern verfügt, erfolgt die Bildung bläschenförmiger Ausstülpungen (Abb. 2a und 3a), die in weiterer Folge nach einem genetisch festgelegten Ablauf jeweils die Form der alten Halbzelle nachbilden. Der Formbildungsprozess ist dabei durch ein gleichzeitiges Verzögern und Fortlaufen des Wachstums an bestimmten Orten der Zellperipherie gekennzeichnet, wodurch in regelmäßigen Abständen die Entstehung von Zelleinschnitten und Lappen erfolgt. Im konkreten Fall von *Micrasterias torreyi* kann alle 15 Minuten eine signifikante Veränderung der jungen Halbzelle festgehalten werden, wobei zunächst die Ausdifferenzierung und das Wachstum der Hauptlappen zu beobachten sind und sich in weiterer Folge die Lappen höherer Ordnung ausbilden. Mit Fortdauer des Wachstums wandert der Chloroplast kontinuierlich in die junge Halbzelle und in die neu gebildeten Lappen ein, ohne jedoch diese vollständig zu erfüllen. Am Ende des 150 bis 180 Minuten andauernden Vorganges der Cytomorphogenese stehen zwei komplett ausdifferenzierte, voneinander unabhängig agierende Zellen (Abb. 2i).

Einfluss des osmotischen Wertes auf das Wachstum von *Micrasterias torreyi*

Als eine wesentliche Voraussetzung für ungestörtes pflanzliches Wachstum ist die Aufrechterhaltung eines konstanten osmotischen Wertes anzusehen, wobei idealerweise innerhalb und außerhalb jeder Zelle die gleiche Konzentration an gelösten Substanzen vorherrscht (isotonischer Zustand; Abb. 1a). Wird eine pflanzliche Zelle in ein hypertonisches Medium überführt, das eine höhere Konzentration an gelösten Substanzen besitzt als das Zellinnere, erleidet diese einen mehr oder weniger starken Turgorzug (Turgor = zellulärer Innendruck). Die Zelle verliert Wasser und in letzter Konsequenz findet eine so genannte Plasmolyse statt. Bei einer Plasmolyse schrumpft das Zellplasma der pflanzlichen Zelle, wobei sich die Plasmamembran von der Zellwand ablöst. Eine solche Plasmolyse kann sich je nach Zellart auf unterschiedliche Art und Weise manifestieren (Sturm 2006; Abb. 3b). Gelangt eine pflanzliche Zelle im umgekehrten Falle in ein hypotonisches Medium (= geringere Konzentration als im Zellinnern), steigt der Turgor durch die Aufnahme von Wasser kontinuierlich an, was letztlich in

einer Verformung der Zelle und Entstehung so genannter Turgomorphosen resultieren kann.

Die Durchführung der Wachstumsuntersuchungen bei veränderten osmotischen Werten der umgebenden Lösung erfolgte auf gleiche Weise wie im Falle der ungestörten Cytomorphogenese, wobei den Zellen anstelle der Nährlösung hypotonische (0,10 M) beziehungsweise hypertotonische (0,24 M) Glucoselösung zugeführt wurde. Die Wirkung des veränderten externen Mediums auf einzelne Wachstumsstadien von *Micrasterias torreyi* wurde fotografisch festgehalten.

Die durch das Verweilen einzelner *Micrasterias*-Zellen in der hypotonischen Lösung resultierenden Auswirkungen auf die Cytomorphogenese sind in Abbildung 4 anhand einiger sehr augenscheinlicher Beispiele dargestellt. Demnach folgt auf ein anfängliches Aussetzen (Sistieren) des Wachstums ein erneutes Einsetzen des Formbildungsprozesses, welcher jedoch durch die Entstehung von Missbildungen, den Turgomorphosen, charakterisiert ist. Besonders deutlich zeichnen sich diese von der Norm abweichenden Formen am Polarlappen ab, der unter den entsprechenden Gegebenheiten ein Vielfaches seiner normalen Größe erreicht (Abb. 4a und b). Durch Turgomorphose veränderte Halbzellen durchlaufen in der Regel nicht den vollständigen Ausdifferenzierungsprozess, sondern stellen ihr Wachstum in einem frühen bis mittleren Stadium der Formbildung ein.

Die hypertotonische Lösung zeichnet sich durch eine ähnlich verheerende Wirkung auf die Cytomorphogenese aus wie das hypotonische Medium. Im hier dokumentierten Fall der hochmolaren Glucoselösung tritt ein sofortiger Stillstand des *Micrasterias*-Wachstums auf, welcher sich auf zwei Phänomene zurückführen lässt. Hier sind zum einen Wandverdickungen an der jungen Halbzelle zu nennen, die stark einschränkend auf die Wachstumsdynamik wirken. Der jedoch für den Wachstumsstopp ausschlaggebendere Faktor besteht im Einsetzen einer zum Teil intensiven Plasmolyse, die sich vor allem anhand des Rückzugs von Chloroplast und Cytoplasma aus bestimmten Zellregionen äußert (Abb. 5a und b).

Wirkung der Schwerkraft auf die Formbildung von *Micrasterias torreyi*

Zur Untersuchung des Einflusses der Schwerkraft auf die Cytomorphogenese von *Micraste-*

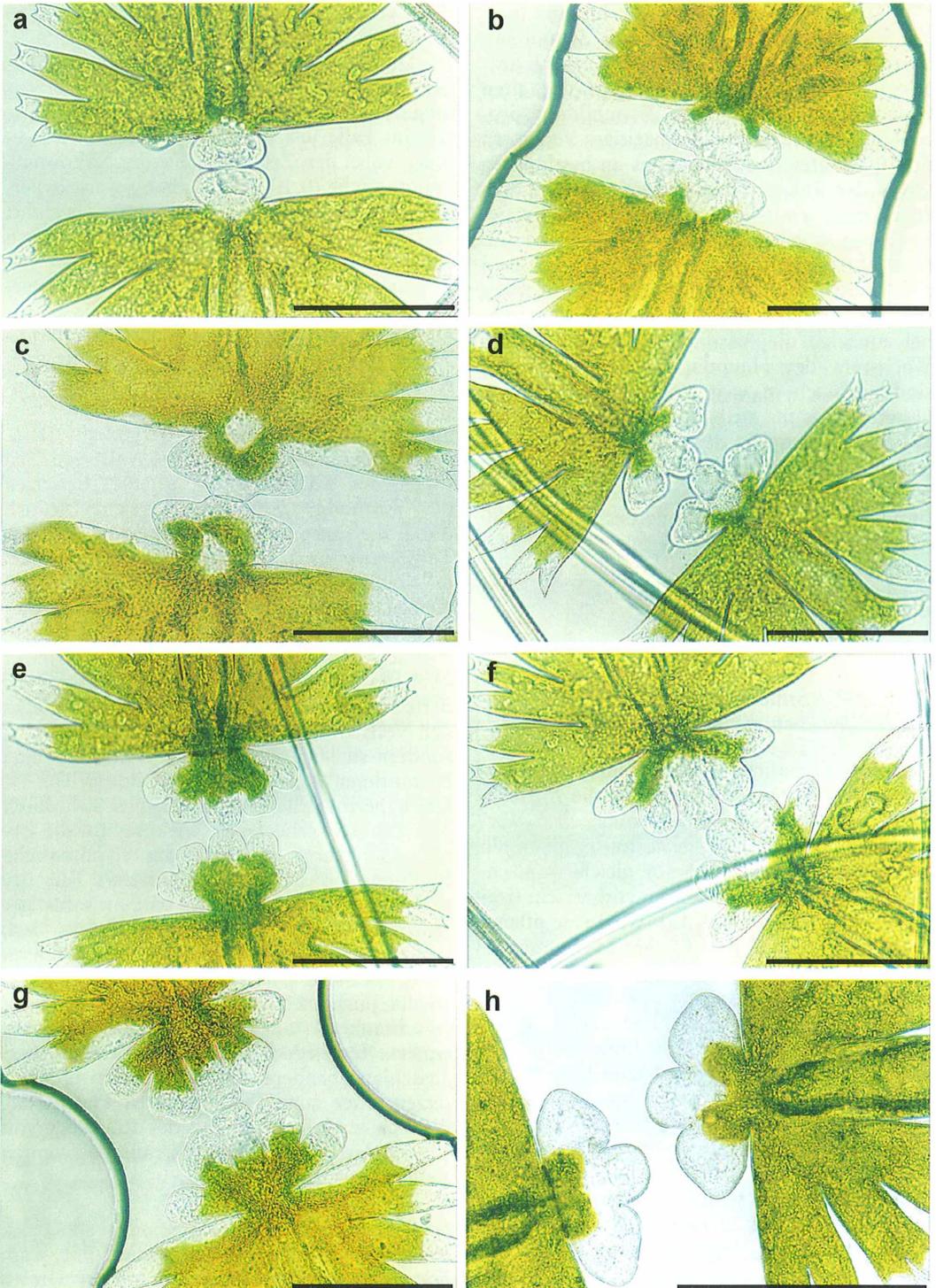


Abb. 3: Einzelne Teilungsstadien von *Micrasterias torreyi*. a Initialstadium mit bläschenförmiger Ausstülpung, b frühes Dreilappenstadium, c fortgeschrittenes Dreilappenstadium, d Übergang vom ►

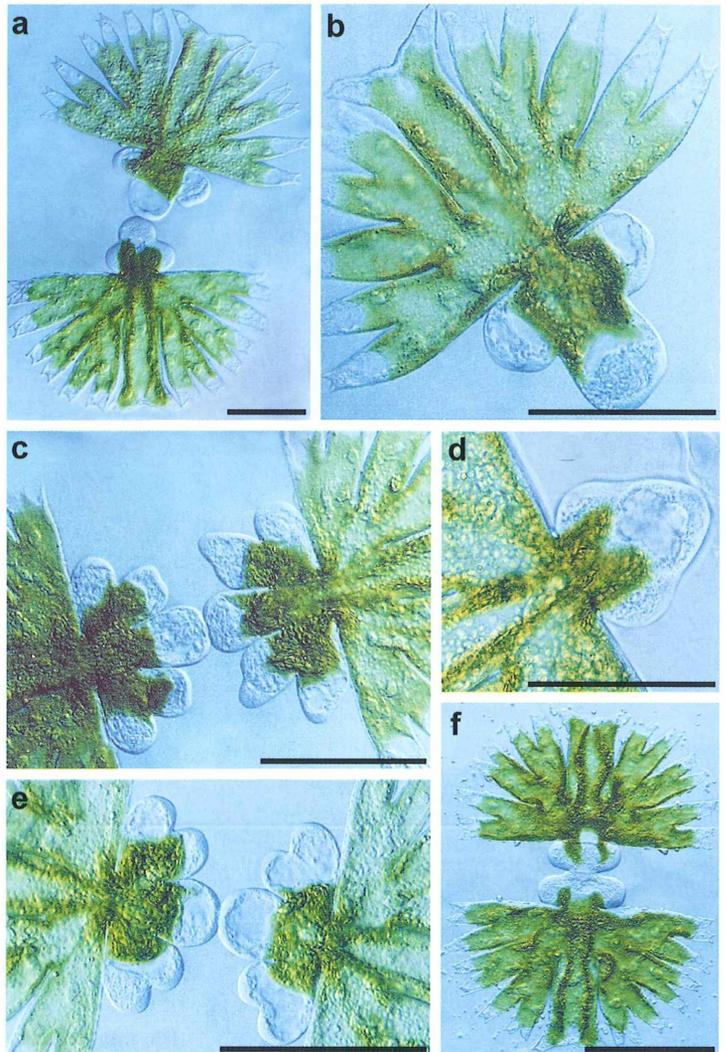


Abb. 4: Effekt von hypotonischer Glucoselösung (0,10 M) auf die Cytomorphogenese von *Micrasterias torreyi*. Deutlich erkennbar ist die Ausbildung von Disproportionen hinsichtlich der einzelnen Lappen, welche als Turgomorphose bezeichnet wird. Balkenlänge: 100 μm .

rias-Zellen wurden verschiedene Teilungsstadien in der entsprechenden Nährlösung über einen Zeitraum von zwei Stunden mit etwa 6.000 Umdrehungen pro Minute zentrifugiert. Die auf diese Weise behandelten Zellen wurden in weiterer Folge der oben geschilderten Standardpräparation unterzogen.

Generell führt die durch übermäßige Zentrifugalkraft hervorgerufene Veränderung des Schwerfeldes in der pflanzlichen Zelle zu einer Verlagerung von Cytoplasma und Zellorganellen, wobei dieser maßgebliche Effekt im Falle

der Gattung *Micrasterias* besonders deutlich am einzelnen Chloroplasten sichtbar wird (Abb. 5c und d). Dieser wird je nach Dauer der Zentrifugation mehr oder wenig stark in Richtung des Kraftvektors verschoben. Während die Verlagerung des Cytoplasmas und der Zellorganellen bei nichtteilenden Zellen nach Abbruch der exogenen Krafteinwirkung als weitgehend reversibel zu erachten ist, lässt sich dieser Sachverhalt nicht auf die einzelnen Teilungsstadien der Zieralgen übertragen. Durch die Schwerkraft-induzierte Hemmung des Vesikeltransports

Dreilappen- zum Fünflappenstadium, e–g Fünflappenstadium, h weitere Detailansicht eines Dreilappenstadiums. Balkenlänge: 100 μm .

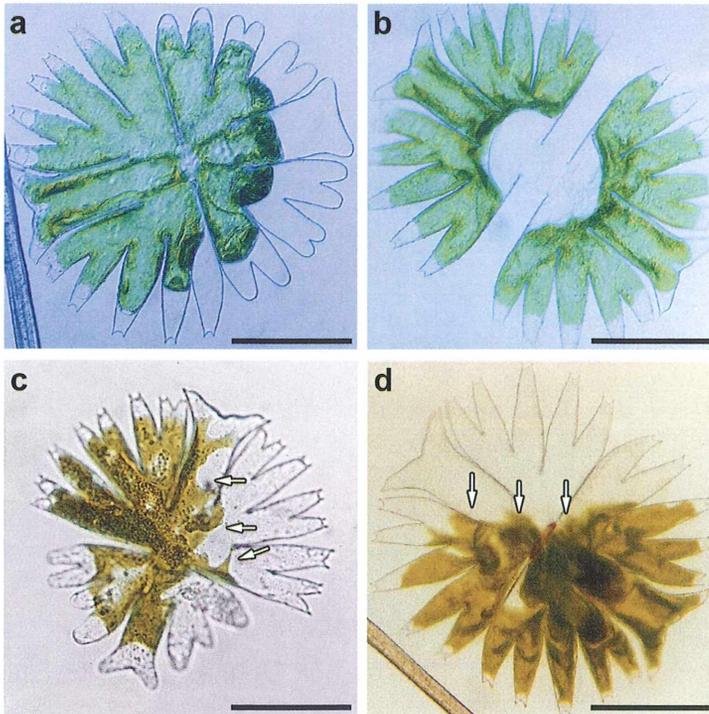


Abb. 5: a und b Wirkung von hypertonischer Glucoselösung (0,24 M) auf die Formbildung von *Micrasterias torreyi*. c und d Effekt von erhöhter Schwerkraft auf die Entwicklung und das Wachstumsverhalten der Zieralgen (Pfeile symbolisieren die Richtung des Schwerkraftvektors). Balkenlänge: 100 µm.

zur wachsenden Zellwand kommt es hier zu deutlichen Anomalien des Wachstums und der Formbildung. Dabei ist die von der Schwerkraft abgewandte Seite der jungen Halbzelle in ihrem Wachstum benachteiligt, wohingegen die der Schwerkraft zugewandte Seite in ihrem Wachstum bevorzugt wird (Abb. 5c).

Resümee

Anhand des vorliegenden Beitrages konnte demonstriert werden, dass bereits relativ einfache Methoden der Präparation und Mikroskopie ausreichend sind, um einen Einblick in die Welt des pflanzlichen Zellwachstums zu gewinnen. Gerade Zieralgen und unter ihnen vor allem Vertreter der Gattung *Micrasterias* gelten nicht zu Unrecht als zellbiologische Modellorganismen *par excellence*, lässt sich an diesen doch der ansonsten hochkomplexe Vorgang der Zellformbildung im Detail studieren. Die mikroskopische Beobachtung der Cytomorphogenese bleibt nicht nur dem Wissenschaftler vorbehalten, sondern kann auch vom interessierten Hobbyforscher unter Aneignung der notwendigen Grundkenntnisse durchgeführt werden,

da Zieralgen in der Natur in hoher Vielfalt anzutreffen sind. Besonders gut eignet sich die Desmidiaceen-Forschung jedoch aufgrund ihres geringen Aufwandes für den Demonstrationsunterricht in der Schule und die damit verbundene Vermittlung grundlegender zellbiologischer Prozesse.

Literaturhinweise

- Kiermayer, O.: Untersuchungen über die Morphogenese und Zellwandbildung bei *Micrasterias denticulata* Breb. Allgemeiner Überblick. *Protoplasma* 59, 382–420 (1964).
- Kiermayer, O.: The distribution of microtubules in differentiating cells of *Micrasterias denticulata*. *Planta* 83, 223–236 (1968).
- Meindl, U.: *Micrasterias* cells as a model system for research on morphogenesis. *Microbiol. Rev.* 57, 415–433 (1993).
- Steinkohl, H. J.: Zellteilungsvorgänge bei der Zieralge *Micrasterias rotata*. *Mikrokosmos* 97, 129–133.
- Sturm, R.: Einfache pflanzenphysiologische Experimente und deren Wert für den biologischen Unterricht. *Mikrokosmos* 95, 321–327 (2006).

Verfasser: Mag. Dr. Robert Sturm, Brunnleitenweg 41, A-5061 Elsbethen, Österreich, E-Mail: Robert.Sturm@sbg.ac.at

Über Mikrofossilien in Feuersteinen aus einem eiszeitlichen Sander

Wolfgang Jacob

Die vorliegende Arbeit entstand durch eine eigentlich zufällige Beobachtung. Ein Bergbaukundiger legte einen bernsteinähnlichen Stein vor, der einen offensichtlich fossilen Einschluss enthielt. Es zeigte sich bald, dass dieser Stein eine gelbe Feuersteinmodifikation war. Das Interesse nach weiteren Fundstücken dieser Art war geweckt. In der Literatur fand sich auch bald ein Hinweis, dass Feuersteine lohnende mikroskopische Objekte sein können (Kremer, 2002).

Der besagte Stein stammte aus einem Gebiet südlich des so genannten Lausitzer Grenzwalls, einer Endmoräne der Saale-III-Eiszeit (Sebastian und Suhr, 2004). Dieses aus Kiesen und feineren Sanden bestehende Gelände wird wegen der vorherrschenden Bodenstruktur als Sander bezeichnet. Solche Sander gibt es in kleinerem Umfang auch bei rezenten Gletschern. Regen und Wind entfernen auf brachen Sanderflächen die feineren Partikel, so dass die Oberfläche mit zentimetergroßen Geröllern angereichert wird (Abb. 1 und 2).

Auf einer solchen Oberfläche wurden neben Kieselsteinen und älteren skandinavischen Geschieben auch reichlich Feuersteine in verschiedenen Farbvarianten von graublau über gelb bis zu rötlichen Stücken gefunden. Da der Ort

Großräschen überwiegend auf einer Sanderoberfläche liegt, machte das Sammeln wenig Mühe. Auf Ödlandflächen konnte mit ein bis zwei, meist gelblichen Steinen pro m² gerechnet werden. Die dabei ausgewählten Stücke stammen bis auf Ausnahmen aus dem Großräschener Bereich; nach vorliegenden Angaben von Sebastian und Suhr (2004) ist dieser Sander noch nicht erschlossen.

Es wurden so etwa 200 interessant aussehende Steine gesammelt, gereinigt und mit einer 10fach Lupe grob untersucht. Es zeigte sich, dass bei fast jedem Stein fossile Einschlüsse sichtbar waren, die aber wegen einer geringen Lichtdurchlässigkeit oder ihrer Lage wegen nicht weiter beachtet werden konnten. Näher untersucht wurden etwa 40 Steine.



Abb. 1: Sanderoberfläche. – Abb. 2: Ausgewähltes Steinmaterial.



Abb. 3: Stein mit Bryozoen-Resten, Steingröße 2,2 cm. – Abb. 4: Stein mit dichter Fossilpackung, 2,1 cm. – Abb. 5: Oberflächenfossil, nicht bestimmt, Länge ca. 5 mm.

Mikroskopische Untersuchung der Feuersteine

Für eine Feinreinigung wurden die Steine dann 12 Stunden in 3–5%igen Essig gelegt, dem auf 100 ml 20 ml 3%iges Wasserstoffperoxid zugesetzt wurden. Die mikroskopische Untersuchung erfolgte mit einem Mikroskop des Typs Novex der Firma Euromex, welches mit den

Objektiven 5× und 10× im Auflicht genutzt wurde. Die Lichtanforderungen wurden durch zwei flexibel fixierte Leuchten zu 30 W Halogen und mit einer 11 W Energiesparlampe erfüllt. Das Mikroskop war durch einen speziellen Adapter der Firma MICRO TECH LAB, Graz, mit einer lichtstarken Kamera (Cybershot DSC-F717) verbunden. Hierdurch waren Aufnahmen bei unterschiedlichen Lichtverhält-

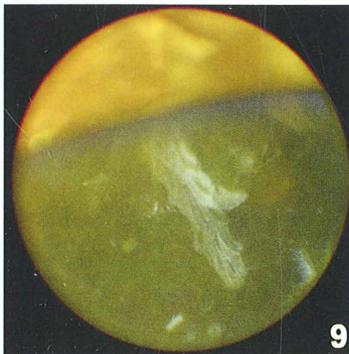
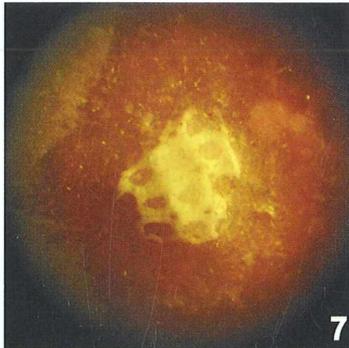
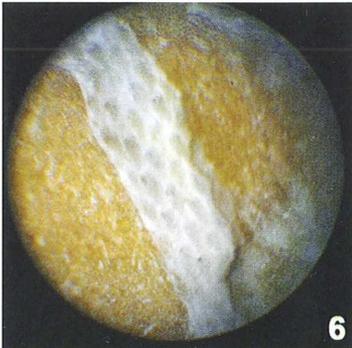


Abb. 6 und 7: Bruchstücke von Bryozoen-Skeletten, $3,8 \times 1,1$ mm, bzw. $0,9$ mm. – Abb. 8: Bryozoon, cf. *Lunulites*, $1,3$ mm. – Abb. 9: Bryozoon mit zweigähnlichem Zooarium, $2,7 \times 0,5$ mm.

nissen möglich. Die verwendete Mikroskop-Kamera-Adaption erlaubte in den genutzten Vergrößerungsbereichen nur Bilddarstellungen in runder Form. Die zu untersuchenden Steine wurden entweder direkt auf einem Objektträger aus verschiedenen Positionen beleuchtet, oder in 8 ml Plastikbechern fixiert. Zur Kontrastverstärkung wurden bei einer Reihe von Aufnahmen mittelstarke Blaufilter verwendet.

Das wie oben gereinigte Rohmaterial (Abb. 2) wurde zunächst bei stärkerer Vergrößerung als Gesamtobjekt fotografisch erfasst. Bei ausreichender Durchsichtigkeit oder oberflächlich liegenden Fossilien konnten auch hier schon einzelne interessante Aufnahmen gewonnen werden (Abb. 3–5). Danach wurde durch die oben beschriebene Variation der Aufnahmebedingungen versucht, möglichst aussagekräftige Mikroaufnahmen zu erhalten. Es entstand so eine Sammlung von über 150 Aufnahmen, von denen eine repräsentative Auswahl hier vorgestellt wird.

Was ist Feuerstein?

Bevor auf einige Aufnahmen näher eingegangen wird, werden zum Verständnis einige grundsätzliche Ausführungen zu Feuersteinen eingefügt. Diese Steinklasse gehört zur großen Gruppe der mikrokristallinen und unterschied-

liche Mengen an Wasser enthaltenden Quarzgesteine, auch Chalcedone genannt. Die Einordnung dieser Mineralgruppe erfolgt in der Literatur nicht völlig einheitlich. Nach den gängigen Angaben gehören hierzu einmal die Chalcedone im engeren Sinne, aber auch Achate, Flinte oder Feuersteine und Hornsteine. Die letzteren weisen Ähnlichkeiten auf, insbesondere die Feuersteine der Oberen Kreide, beispielsweise von Rügen, und Hornsteine aus einem Bildungsgebiet etwa gleichen Alters in der westlichen Ostsee. Beide Gesteinsarten entstanden geografisch nicht weit entfernt durch Verkieselungsvorgänge in einem kreidezeitlichen Meer, wobei Hornsteine nach Eisenhardt und Voigt (1983) in einem „hochenergetischen Sedimentationsmilieu im Flachwasser“ entstanden sein sollen. Dies bedingte, dass überwiegend Fossilienbruchstücke gefunden werden und nur selten gut erhaltene Stücke, die „wie Aale in Gelee schimmern“ (Eisenhardt und Voigt, 1983).

Fossilien der Großräschener Feuersteine

Ganz ähnlich liegen die Verhältnisse bei den hier untersuchten Feuersteinen. Auch hier finden sich fast ausschließlich Bruchstücke von Fossilien, recht selten Stücke in gut lichtdurchlässigem Milieu (Abb. 3 und 9). Bei den Unter-

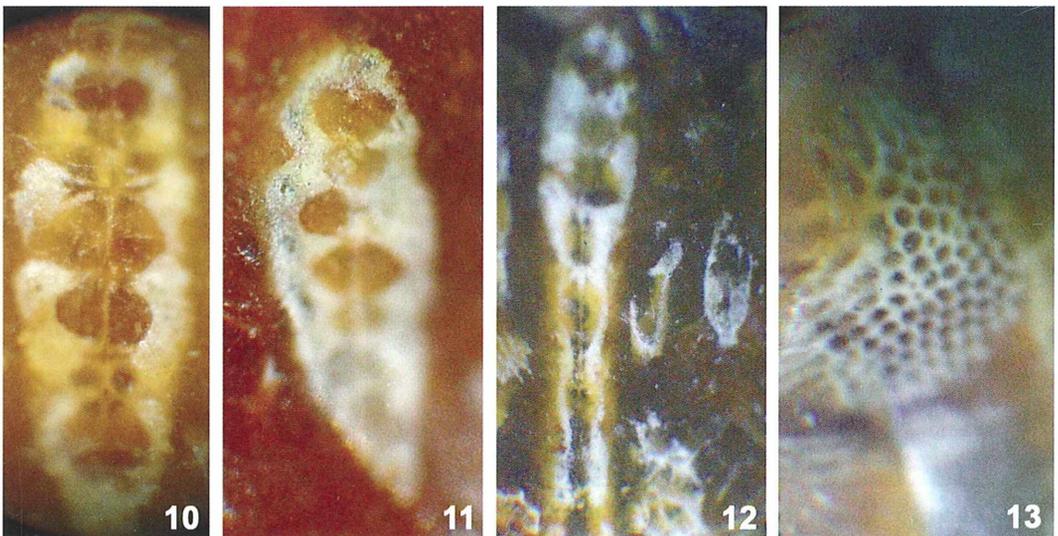


Abb. 10–12: Verschiedene Foraminiferen des Bauplanes *Nodosaria*, Größen 2,8 x 1,1 mm, 2,1 x 0,9 mm, 1,9 x 0,6 mm. – Abb. 13: Foraminifere, cf. *Cycloculina*, Durchmesser 0,6 mm.

suchungen wurden keine Diatomeenreste gefunden. Das entspricht den Angaben von Wetzel (1952/53, 1961). Danach bedingten die Verkieselungsvorgänge fast immer ein völliges Lösen kleinerer Objekte, wie Diatomeenschalen oder auch Schwammnadeln. In Ausnahmefällen bildeten sich Pseudomorphosen, wobei die Kieselsäure durch Einlagerung von Schwefelisen ersetzt wird. In wenigen Fällen lagen Fossilien an der Steinoberfläche (Abb. 5, 17, 19).

Trotz dieser einschränkenden Bemerkungen wurde eine Bestimmung des Materials versucht. Dabei sei schon an dieser Stelle Herr Dr. Schallreuter, Greifswald, erwähnt, der bei der Identifizierung von Bryozoen wesentliche Hilfe leistete.

Der Stein in Abbildung 3 ist gut durchscheinend und beinhaltet zahlreiche Bruchteile vor Gehäusen meeresbewohnender Bryozoen (Moostierchen). Stein 4 zeigt eine hohe Fossilendichte. In Abbildung 5 ist auf dem Stein ein

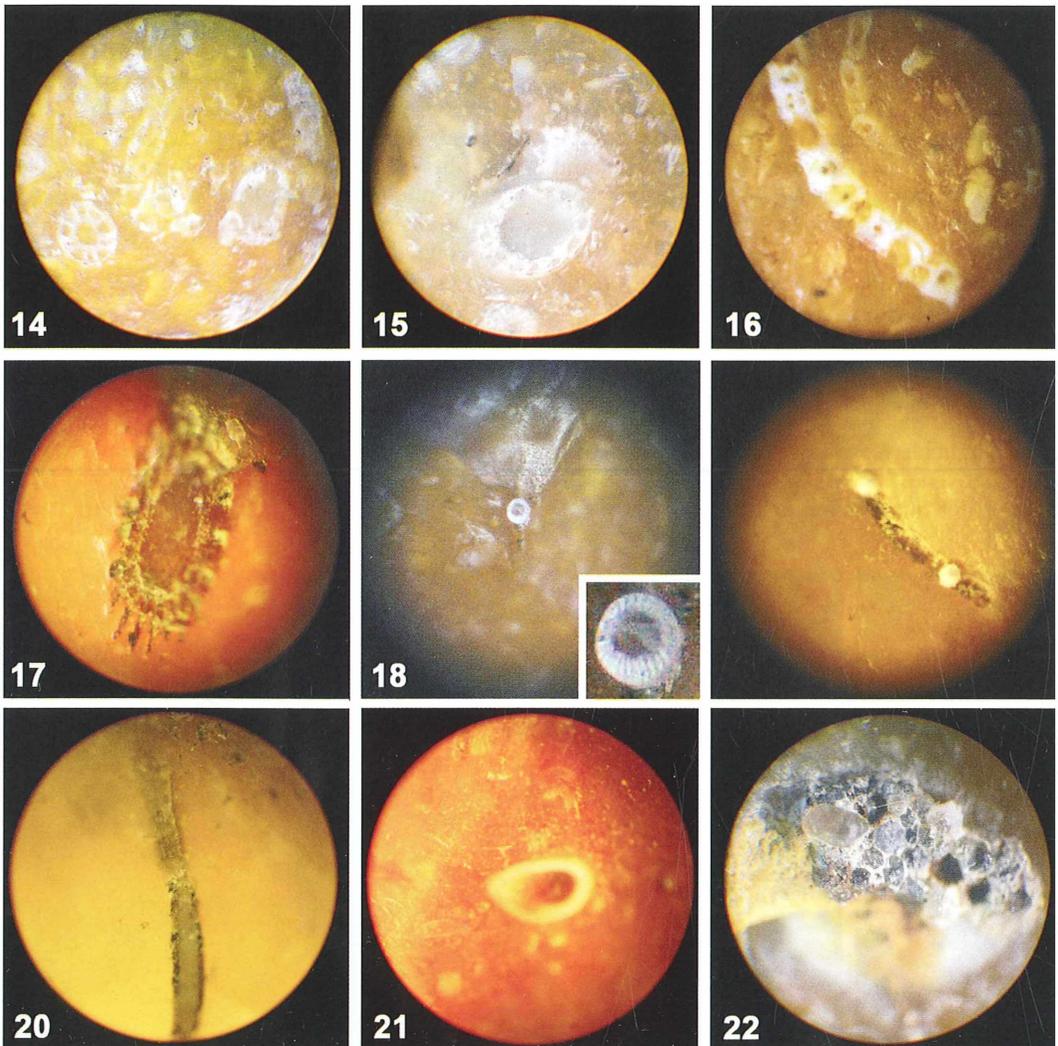


Abb. 14 und 15: Rundstrukturen, 0,8 und 1,4 mm. – Abb. 16: Strang, $4 \times 0,5$ mm. – Abb. 17: Ovale Struktur, $1,5 \times 0,6$ mm, Rest einer Radiolarie? – Abb. 18: Ringstruktur, 0,15 mm, Teil eines Stachelhäuters? – Abb. 19: Röhre mit zwei Pocken, 1,3 mm, Pocken 0,2 mm. – Abb. 20: Röhre, $5 \times 0,5$ mm. – Abb. 21: Röhrenanschnitt, 1,5 mm. – Abb. 22: Häufiger mineralischer Einschluss, 4 mm.

oberflächennahes Fossil zu erkennen, welches bei stärkerer Vergrößerung eine hautähnliche Begrenzung erkennen lässt. Eine Bestimmung wurde nicht versucht. Skelett-Teile von Bryozoen sind in den Abbildungen 6 und 7 zu erkennen. Bei Abbildung 8 könnte es sich nach Größe und Aussehen um *Lunulites spec.*, einem häufigen Bryozoon der Oberkreide, beispielsweise von Rügen, handeln. Das Bryozoon in Abbildung 9 befindet sich in einem recht störungsfreien Teil eines Steines und gehört zu den Bryozoen mit zweigähnlichen Zooarien.

Die Abbildungen 10 bis 12 lassen sich dagegen recht eindeutig als Vertreter von Foraminiferen des Bautyps *Nodosaria* (Nuglisch, 1985; Braun, 1999) identifizieren. Nicht so eindeutig ist die Zuordnung von Abbildung 13 zu einer Foraminifere der Gattung *Cycloculina spec.*; hier gibt es bei Bryozoen oder Schwämmen sehr ähnliche Strukturen. Von Bestimmungsversuchen der runden Strukturen mit wabenähnlichen Wandstrukturen der Abbildungen 14 und 15 wurde abgesehen. Vage Beobachtungen weisen in Richtung auf Foraminiferen mit komplizierten Wandstrukturen, wie sie beispielsweise bei *Globigerina* vorhanden sind. Bei der Aufnahme 16, einem Strang, wurde ebenfalls keine Bestimmung versucht.

Abbildung 17 ist eine Pseudomorphose, wie oben beschrieben. Dabei handelt es sich möglicherweise um Reste einer Radiolarie (Wetzel, 1952/53). Wetzel (1961) fand mehrfach Strukturen wie die in Abbildung 18 vorgestellte. Er deutete sie als Hartteile eines Vertreters der Echinodermata (Stachelhäuter), möglicherweise einer *Holothurie* (Seegurke). Zu den Abbildungen 19 bis 21 wurden ebenfalls keine Bestimmungsversuche unternommen. Eine Reihe von Steinen enthielten schwarze Einschlüsse wie in Abbildung 22 von bis zu mehreren mm Größe.

Die Anzahl der untersuchten Steine erlaubt keine verbindliche Häufigkeitsstatistik. Dennoch sei mitgeteilt, dass bei den etwa 40 untersuchten Steinen etwa 81 fossile Objekte ausgewertet wurden, davon waren 52% nicht bestimmbare Objekte, 42% konnten Bryozoen zugeordnet werden und 17% entfielen auf Foraminiferen.

Im Vergleich mit den ausgewerteten Literaturquellen erscheint der Anteil der gefundenen Bryozoen relativ hoch, was die Ähnlichkeit mit den hier erwähnten Hornsteinen unterstreicht. Die fossilen Einschlüsse der gelben Feuersteinvarianten werden auf Grund ihrer strukturellen Besonderheiten nicht die Bedeutung anderer fossiler Einschlüsse – zum Beispiel bei Bernsteinen – erreichen. Dennoch hat auch diese Gebiet durchaus sehr interessante Aspekte und verdient weiterhin Beachtung.

Danksagung

Herrn Jürgen Linke, Großräschen, sei für die Beschaffung von Material und Hinweisen auf den Fossiliengehalt dieser Gesteine herzlich gedankt. Herrn Rudolf Bönisch, Lübbenau, sei für eine geologische Beratung und Herrn Dr. Roger Schallreuter, Greifswald, für die Hilfe bei der Identifizierung der Bryozoen, und bei der Literaturbeschaffung ebenfalls herzlich gedankt.

Literaturhinweise

- Braun, A.: Über Baumaterial und Struktur der Foraminiferen-Wände. *Mikrokosmos* 88, 353–359 (1999).
- Eisenhardt, K. H., Voigt, E.: Ockergelbe Hornsteingeschiebe. *Geschiebekunde aktuell* 13, 35–42 (1987).
- Ivanov, M., Hrdlickova, S., Gregorova, R.: Illustrierte Fossilien Enzyklopädie. Edition Dörfler im Nebel Verlag, Eggolsheim o.D.
- Kremer, B.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH & Co., Stuttgart 2002.
- Nuglisch, K.: Foraminiferen. Die Neue Brehm Bücherei. Zimsen Verlag, Wittenberg Lutherstadt 1985.
- Sebastian, U., Suhr, Th.: Wanderungen in die Erdgeschichte (17). Niederlausitz – Die Senftenberger Seenplatte. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2004.
- Wetzel O.: Reste von Kieselorganismen als Mikrofossilien in Feuerstein. *Mikrokosmos* 42, 128–131 (1952/53).
- Wetzel O.: New microfossils from Baltic Cretaceous flintstones. *Micropaleontology* 7, 337–350 (1961).

Verfasser: Wolfgang Jacob, Rembrandtstraße 35, 01983 Großräschen

Aus der Industrie

Digitalmikroskope von Lindner

Digitale Mikroskope werden inzwischen von etlichen Firmen angeboten. Unser Leser Johannes Zielke, Münster, sandte uns Infomaterial zu zwei Erzeugnissen der Lindner Falzlos-Gesellschaft zu, die wir Ihnen hier nun kurz vorstellen möchten.

Lindner MagniCam

Dieses mobile, ohne Batterien nur 70 g schwere Digitalmikroskop ermöglicht detailgenaue Vergrößerungen jederzeit und an jedem Ort (Abb. 1). Durch das eingebaute LCD-Farbdisplay mit 4,6 cm Durchmesser können mit der MagniCam unabhängig von PC oder Laptop Objekte inspiziert werden. Das Objekt wird dabei durch vier LEDs ausgeleuchtet, die in drei Stufen dimmbar sind. Die Details lassen sich am Display betrachten und durch die Kamerafunktion auch festhalten und speichern. Durch die Konzeption als Mikroskop, Lupe und Kamera lässt MagniCam keine Wünsche – oder besser gesagt keinen Einsatzbereich – offen. Mit dem im Lieferumfang enthaltenen Kabel können die im Gerät gespeicherten Bilder später auf einen PC geladen und im Großformat betrachtet beziehungsweise bearbeitet werden. Die drei AAA NiMH-Akkus können über das USB-Kabel vom PC oder durch ein mitgeliefertes Netzladekabel aufgeladen werden.

Weitere technische Daten:

Vergrößerung: 7- bis 108fach, optischer Zoom bei 7- und 27facher Vergrößerung

Betriebsmodi: Digitales Mikroskop (27- bis 108fach); Digitale Lupe (7- bis 25fach); Digitale Kamera (1- bis 7fach)

Speicher: Interner Flash-Speicher zum Abspeichern von circa 60 Bildern (können auf dem Gerät betrachtet oder per USB-Kabel auf einen PC geladen und betrachtet/bearbeitet werden)

Betriebssprache Gerät: Englisch

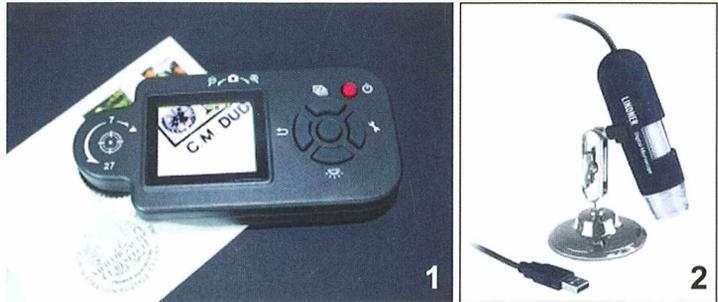


Abb. 1: Lindner MagniCam. – Abb. 2: Lindner USB Digital-Microscope.

USB Digital-Microscope

Das USB Digital-Microscope kann als Hand- oder Standgerät benutzt werden (Abb. 2). Es verwendet eine Mischung aus optischer und digitaler Vergrößerung und bietet eine optische Auflösung von 1,3 Megapixeln und einen 20- bis 200fachen Zoom. Statt eines eigenen Displays wird dieses Gerät über einen USB-Stecker an den PC angeschlossen, so dass die Bilder direkt auf dem Computermonitor angezeigt werden. Damit können kleine Details wie Mikroschrift, Beschädigungen oder Abweichungen vom Original bei Sammlungsobjekten im wahrsten Sinne des Wortes unter die Lupe genommen werden. Die beigefügte Software (u. a. auf Deutsch und Englisch) unterstützt die Erstellung von Foto- oder Videodaten, die sich dann auch dokumentieren und speichern lassen. Ein Austausch beispielsweise mit Sammlerkollegen oder Experten wird durch das digitale Bildmaterial erleichtert. Ob für Hobby, Beruf oder Schule oder einfach aus Interesse am Detail – der Einsatzbereich dieses USB Mikroskops ist weit. Ob es auch zur Beobachtung biologischer beziehungsweise bewegter Objekte geeignet ist, wurde nicht angegeben – dies bleibt zu testen.

Kontaktdaten:

Lindner Falzlos-Gesellschaft mbH,
Rottweiler Straße 38, 72355 Schömberg.
Tel.: 0 74 27/70 10, Internet: www.lindner-falzlos.de,
E-Mail: info@lindner-falzlos.de

Redaktion MIKROKOSMOS

Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung Teil 2: Die Nektarblätter der Gattungen Helleborus, Nigella und Aquilegia

Armin Maidhof

Während der Evolution der Angiospermen aus den Gymnospermen hat eine schrittweise Entwicklung von der Windbestäubung zur Tierbestäubung stattgefunden. Insekten spielten dabei eine überragende Rolle. Sie waren in der stammesgeschichtlichen Entwicklung der Pflanzen die ersten Bestäuber. Die Entfaltung der unterschiedlichen Angiospermen-Familien verlief parallel zur Entwicklung der Blüten besuchenden Insektengruppen. Die Insekten nahmen in den Blüten Nahrung in Form von Pollen auf, den sie auch von Blüte zu Blüte transportierten und dabei die Bestäubung vollzogen. Nektar als Nahrungsquelle trat in den Angiospermen-Blüten stammesgeschichtlich später auf. In der Familie der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) wurden unterschiedliche Blütenorgane zu so genannten Nektarblättern umgestaltet, die die Nektarproduktion übernahmen.

Drei Gattungen mit radiärsymmetrischen Blüten und ihren Nektarblättern wurden bereits vorgestellt (Maidhof, 2010). In diesem Beitrag sollen weitere Gattungen mit radiärsymmetrischen Blüten aus der Familie der Hahnenfußgewächse im Hinblick auf die Formenvielfalt dieser Organe besprochen werden.

Gattung *Helleborus*

Die bekannteste Art der Gattung *Helleborus* ist die Christrose oder Schwarze Nieswurz (*Helleborus niger*), die auf kalkhaltigen Böden in den Alpen wild vorkommt. Sie ist stark gefährdet und steht folglich unter Naturschutz. Sie wird als Zierpflanze in Gärten kultiviert und kann in einschlägigen Gärtnereien zwischen Oktober und März als blühende Pflanze erworben werden. Da ihre Blühperiode in die Winterzeit fällt, wird sie auch Schnee- oder Weihnachtsrose genannt.

Die 5–7 cm großen Blüten zeichnen sich durch einen aus blütenbiologischer Sicht bemerkens-

werten Aufbau aus (Abb. 1). Der Schauapparat aus weißen Blütenorganen leitet sich phylogenetisch von Kelchblättern ab, die bei zahlreichen anderen Pflanzen unauffällig grün gefärbt sind. Die Abstammung von Kelchblättern zeigt sich nach dem Verblühen. Die weißen Blütenhüllblätter ergrünen durch Bildung von Chloroplasten aus Proplastiden (Abb. 2 und 3). Die Kronblätter, die normalerweise in einer Blüte die Funktion des Schauapparates übernehmen, sind bei der Christrose zu trichterförmigen Nektarblättern von gelblich grüner Färbung umgestaltet, die sich zwischen den Kelchblättern und den zahlreichen Staubgefäßen einordnen (Abb. 4 und 5). Die Umwandlung eines flächigen Blütenorgans zu einem trichter- beziehungsweise schlauchförmigen Nektarblatt kann über die Stufe eines Schildblattes erfolgen, bei dem der Blattstiel in der Mitte des Blattes ansetzt und vom Stielansatz sternförmig Leitungsbahnen zum Blattrand verlaufen (Übersicht bei Weberling, 1981). Beim Nektarblatt der Christrose ist der strahlenförmige Verlauf der Leitungsbahnen zum Trichterrand gut

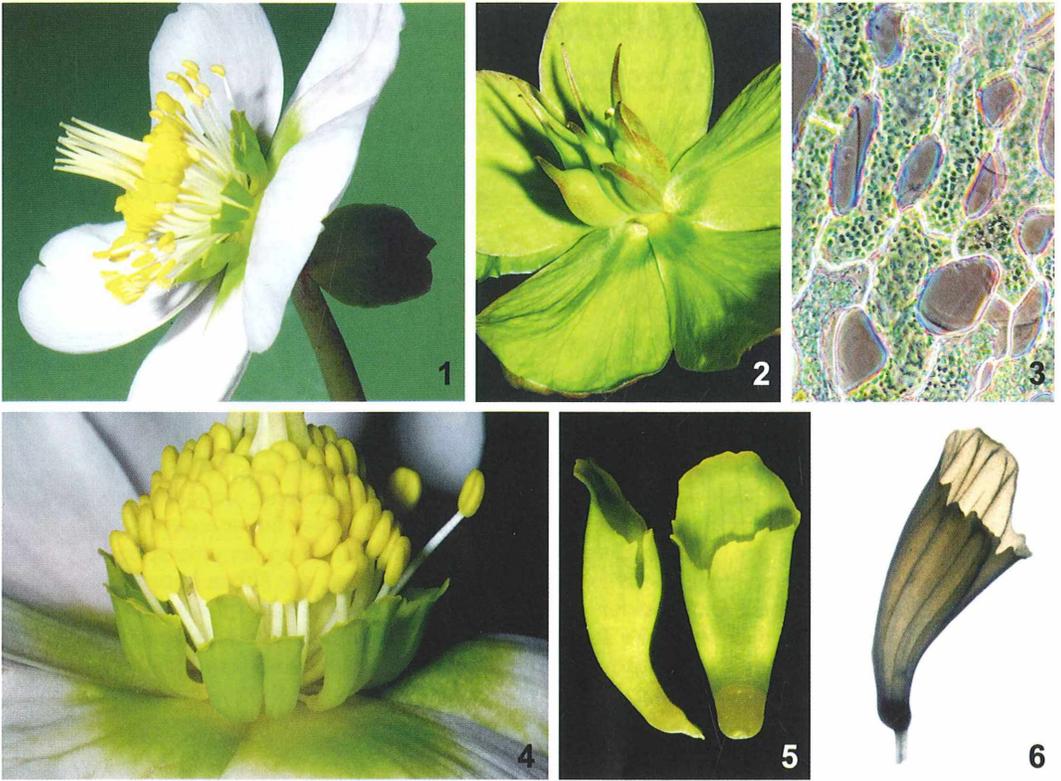


Abb. 1–6: Christrose (*Helleborus niger*). – Abb. 1: Blüte; weiße Kelchblätter als Schauorgan; zahlreiche Staubblätter umstellen die feinen Narbenäste. Zwischen den Staubblättern und Kelchblättern reihen sich zahlreiche grünliche Nektarblätter ein. – Abb. 2: Balgfrüchte mit Blütenhülle, die durch Chlorophyllbildung (Kelchblätter!) ergrünt ist. – Abb. 3: Flächenschnitt durch ein ergrüntes Blütenhüllblatt; Zellen des Mesophylls enthalten Chlorophyllkörner; zwischen den Zellen luftgefülltes Interzellularsystem. Frischpräparat in Wassereinschluss, Phasenkontrast, Vergr. 350fach. – Abb. 4: Blüte; zwischen den Kelchblättern und den Staubblättern gruppiert sich ein Ring aus trichterförmigen, hellgrünen Nektarblättern, Vergr. 2fach. – Abb. 5: Isolierte Nektarblätter, links Seitenansicht, rechts Oberseite, Vergr. 8fach. – Abb. 6: Isoliertes Nektarblatt mit Leitungsbahnen, die von der Basis zum Trichterrand verlaufen. Alkoholfixierung, Mowiol-Einschluss, Vergr. 8fach.

zu erkennen (Abb. 6). Am Grunde des Trichters befindet sich Drüsengewebe, das Nektar in den Innenraum sezerniert. Als Blütengäste können früh im Jahr fliegende Hummeln und Bienen beobachtet werden, die mit ihrem langen Saugrüssel an den Nektar gelangen.

Gattung *Nigella*

Die vornehmlich im Mittelmeer heimische Gattung *Nigella*, Schwarzkümmel mit deutschem Namen, kommt mit drei Arten im deutschsprachigen Raum vor, von denen allerdings nur

der Damaszener Schwarzkümmel (*Nigella damascena*) leicht zugänglich ist. Diese Art, die bei Gartenliebhabern auch als Jungfer im Grünen bekannt ist, kann als einjährige Zierpflanze aus Samen gezogen werden. Aus blütenbiologischer Sicht gleicht der Blütenaufbau dem der Christrose. Die fünf blauweiß gefärbten Kelchblätter sind ebenfalls als kronblattartiger Schauapparat entwickelt, während die acht Kronblätter zu blaugrün gefärbten Nektarblättern umgebildet sind. Sie stehen im Kreis zwischen den Kelchblättern und den Staubgefäßen (Abb. 7–9). Ihr Feinbau weist einige Besonderheiten auf, wodurch sie zu den am höchsten



Abb. 7–12: Damaszener Schwarzkümmel (*Nigella damascena*). – Abb. 7: Blüte; ein Ring von blaugrün gefärbten Nektarblättern gruppiert sich um das Zentrum aus Staubgefäßen und Fruchtknoten mit gekrümmten Narben. Blütenhülle aus Kelchblättern ist weiß gefärbt mit leichtem Blauschimmer. – Abb. 8: Blüte in Seitenansicht. Ein Ring von blaugrün gefärbten Nektarblättern gruppiert sich um das Zentrum aus Staubgefäßen und Fruchtknoten mit gekrümmten Narben. Vergr. 4fach. – Abb. 9: Zweilippige Nektarblätter; Vergr. 15fach. – Abb. 10: Isolierte Nektarblätter; links Außenseite (morphologische Unterseite), rechts Seitenansicht; Vergr. 15fach. – Abb. 11: Isolierte Nektarblätter; links Oberseite mit spitz zulaufendem Deckel; rechts Seitenansicht; Deckel zu einer schmalen Öffnung aufgeklappt; Vergr. 20fach. – Abb. 12: Isoliertes Nektarblatt mit Blick auf das Nektarium; Deckel nach unten geklappt; Vergr. 15fach.

differenzierten Nektarblättern der Hahnenfußgewächse zählen. Sie sind über einen knieförmigen Stiel am Blütenboden befestigt. Das lippenförmige Endstück des Nektarblattes ist tief gespalten (Abb. 10). Die zur Blütenmitte weisende Seite ist als spitz zulaufender Deckel ausgebildet, der von Insekten weggeklappt werden kann, um an den Nektar zu gelangen (Abb. 11). In Höhe des Knies liegt im Inneren des napfförmigen Nektarblattes das Nektarium (Abb. 12).

Blütenbiologisch betrachtet liegt beim Schwarzkümmel eine so genannte Umlaufblüte vor, bei der zunächst die Staubgefäße reifen (Proterandrie). Die reifen Staubgefäße neigen sich bogen-

förmig hinab zu den Nektarblättern (Abb. 8). Durch die kreisförmige Anordnung der Nektarblätter ist der Weg der Blütenbesucher vorgegeben. Sie umlaufen die Blüte von Nektarblatt zu Nektarblatt und beuten diese aus. Dabei berühren sie zwangsläufig mit dem Rücken die geöffneten Theken der Staubbeutel und pudern sich mit Pollen ein. In älteren Blüten fallen die Staubbeutel ab und die Blüte gelangt in die weibliche Phase, in der sich die langen Narben zur Umlaufbahn hin krümmen. In dieser Blühphase streifen die Insekten den auf dem Rücken mitgebrachten Pollen an den Narben ab und vollziehen so die Bestäubung. Es liegt somit eine Fremdbestäubung vor.



Abb. 13–16: Gemeine Akelei (*Aquilegia vulgaris*). –
 Abb. 13: Seitenansicht einer Blüte mit fünf äußeren Kelchblättern, von denen nur drei gut zu sehen sind. Dazwischen liegen die gekrümmten Sporne der kronblattartigen Nektarblätter. –
 Abb. 14: Blüte mit fünf spitz zulaufenden äußeren Kelchblättern, dazwischen liegen die fünf kronblattartigen Nektarblätter, die sich um das Blütenzentrum aus Staubgefäßen und Fruchtknoten gruppieren; Sporne der Nektarblätter sind in der Aufsicht nicht zu sehen. –
 Abb. 15: Isoliertes Nektarblatt mit gekrümmtem Sporn; im Spornende befindet sich das Nektarium. Vergr. 5fach. –
 Abb. 16: Gekrümmtes Spornende des Nektarblattes längs geöffnet; knaufartig verdickte Spornspitze mit Nektar gefüllt. Vergr. 20fach.

Gattung *Aquilegia*

Wohl jeder Naturfreund kennt die bizarren Blüten der Gemeinen Akelei (*Aquilegia vulgaris*). Sie steht ebenfalls unter Naturschutz, so dass auf Gartenformen ausgewichen werden muss. Die Beschaffung sollte keine Schwierigkeiten bereiten, da sie in gut sortierten Gärtnereien als Zierpflanze erhältlich ist.

Der Blütenaufbau ist ungewöhnlich. Fünf blau-gefärbte Kelchblätter bilden zusammen mit fünf verkehrt tütenförmigen Kronblättern den Schauapparat, der zur Anlockung der Insekten dient (Abb. 13). Kelch- und Kronblätter stehen alternierend strahlenförmig um die Blütenachse (Abb. 14). Jede Kronblatttüte läuft in einen hakig gekrümmten Sporn aus (Abb. 15). Am Ende des Sporns schimmert mit bräunlichem Farbstich das Nektardrüsendgewebe durch die Epidermis hindurch. Es scheidet Nektar in den Hohlraum des Sporns ab, in dessen engen, gekrümmten Endbereich er sich ansammelt (Abb. 16). Jedes Kronblatt hat somit die Funktion eines Nektarblattes. Da die Sporne 2–3 cm lang sind, kann der Nektar nur von den langrüsseligen Hummeln geerntet werden. Der Blütenbiologe zählt die Akelei deshalb zu den Hummelblumen. Manche kurzrüsseligen Bienen sind allerdings erfinderisch und beißen das Spornende auf, um so an den Nektar zu gelangen. Eine Bestäubung findet in diesem Fall natürlich nicht statt.

Die Hummeln klammern sich mit den Beinen an der zentralen Säule aus Staub- und Fruchtblättern fest und schieben den Kopf in die Tütenöffnung des Nektarblattes. Mit dem langen Rüssel gelangen sie bis in die Spornspitze zum Nektarium. Während des Blütenbesuchs wird die Hummel bauchseitig mit Pollen eingestäubt oder sie kann mitgebrachten Pollen auf den Narben abstreifen. Wie der Schwarzkümmel so zählt auch die Akelei zu den vormännlichen oder proterandrischen Arten, so dass Selbstbestäubung vermieden wird.

Die Teile 1 (Maidhoff, 2010) und 2 dieser Artikelserie befassen sich mit den Nektarblättern der Hahnenfußgewächse mit radiärsymmetrischen Blüten. Der dritte Teil stellt diese Blütenorgane in den zygomorphen Blüten vor. Ausführliche Literaturhinweise finden sich im ersten Teil.

Literaturhinweis

Maidhof, A.: Blütenbiologische Beobachtungen mit Lupe und Mikroskop: Die Nektarblätter der Hahnenfußgewächse (Ranunculaceae) – Blütenorgane im Dienste der Insektenbestäubung. Teil 1: Die Nektarblätter der Gattungen *Ranunculus*, *Pulsatilla* und *Trollius*. Mikrokosmos 99, 193–197 (2010).

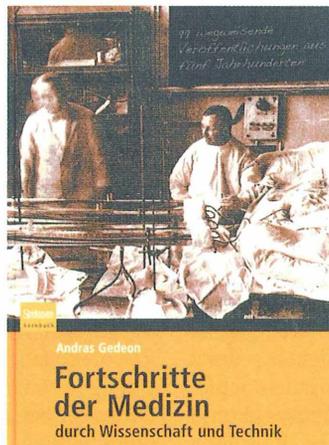
Verfasser: Dr. Armin Maidhof, Im Sempel 54, 55246 Mainz-Kostheim

Buchbesprechung

Gedeon, A.: Fortschritte der Medizin durch Wissenschaft und Technik – 99 wegweisende Veröffentlichungen aus fünf Jahrhunderten.

Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2010, 551 Seiten, zahlreiche, meist farbige Abbildungen, gebunden, € 59,95, ISBN 978-3-8274-2474-7.

Hat man etwas Affinität zur Historie der Naturwissenschaften – die Medizin inbegriffen – horcht man auf, liest man einen Buchtitel wie den obigen. Die Entwicklung der Medizin im Zeitraum der letzten fünf Jahrhunderte soll in 99 Fachartikeln aufgezeigt wer-



den. Ein recht ambitioniertes Unterfangen!

Hat man das Buch vor sich liegen, wird man ganz bestimmt nicht enttäuscht sein. Im Gegenteil! Man wird von der Fülle der Daten – Text wie Illustrationen – einfach überwältigt sein. Zu jedem der 99 Beiträge wird eine Zusammenfassung der jeweiligen Publikation wiedergegeben, eine kurze Biographie des Autors zusammengestellt und in einer knappen Diskussion der Einfluss der jeweiligen Entdeckung oder Weiterentwicklung auf die späterhin folgenden Entwicklungen dargestellt.

Das alles ist anspruchsvoll gedruckt und zusammengefügt zu einem ansprechenden, attraktiven Buch, das es sich zu beschaffen lohnt.

Klaus Hausmann, Berlin

Radiolarien in Deutschland – Das Geheimnis der bayerischen Wetzsteine

Holger Schimmel

Der Amateurmikroskopiker wird die vielleicht attraktivsten Vertreter der Meeresprotozoen – die Radiolarien – an den heimischen Küsten wohl vergeblich suchen. Aber neben den lebenden Organismen sind auch die fossilen Formen lohnenswerte Objekte und unter diesen sind die Vorkommen von der Antilleninsel Barbados beinahe legendär. Kein Wunder, sind doch die Skelette der Radiolarien von diesem Fundort in ihrer Erhaltung den aus rezenterem Material isolierten mindestens ebenbürtig. So mag mancher bedauern, dass die Insel weit entfernt liegt, so dass nur wenige Mikroskopiker die Gelegenheit haben dürften, dort selbst sammelnd tätig zu werden. Weniger bekannt ist dagegen, dass auch in Deutschland zahlreiche Vorkommen von radiolarienhaltigen Gesteinen gefunden werden können.

Der Grund für den mangelhaften Bekanntheitsgrad besteht wohl darin, dass der Schwierigkeitsgrad der Aufarbeitung, die erforderlich ist, um die Radiolarianskelette aus diesem heimischen Material zu isolieren, erheblich höher ist als etwa bei dem Vorkommen von Barbados. Daher sind entsprechende Präparationen normalerweise nicht ohne Zuhilfenahme eines gut ausgerüsteten Laboratoriums möglich (Wissing und Herrig, 1999). Sofern man jedoch auf eine vollständige Isolierung verzichtet und sich mit Schliffpräparaten begnügt, können auch diese Gesteine lohnende Untersuchungsobjekte darstellen.

Harte Arbeit, karger Lohn

An erster Stelle wird man vielleicht an diejenigen Sedimentgesteine denken, denen die Radiolarien ihren Namen gegeben haben: Die Radiolarite oder Kieselschiefer (für entsprechende Gesteine aus der paläozoischen Ära ist auch der Name Lydite gebräuchlich). Es handelt sich dabei um dichte, sehr harte Gesteine mit einem hohen Gehalt an Siliziumdioxid, der hauptsächlich aus Radiolarianskeletten stammt. Derartige Gesteine sind in Deutschland – wenn auch meist in vergleichsweise geringer Mächtigkeit – weit verbreitet: Sie finden sich im Rheinischen Schiefergebirge, im Harz, im Thüringer Wald und Frankenwald ebenso wie in einigen Regionen der bayerischen Alpen. Aufgrund ihrer hohen Widerstandsfähigkeit gegenüber Verwitterungs-

vorgängen sind diese Gesteine zudem häufig weit entfernt von ihren ursprünglichen Vorkommen als Flussgerölle zu finden.

Erscheinen diese Gesteine somit als Ausgangsmaterial für die Suche nach Radiolarien prädestiniert, so ist dies aus zwei Gründen zu relativieren. Zunächst sind sie aufgrund ihrer Härte und Zähigkeit eine der unangenehmsten Gesteinsarten, wenn es um die Anfertigung von Schliffpräparaten geht. Zum zweiten haben sich die Radiolarianskelette in diesen Gesteinen überraschend häufig weitgehend aufgelöst. Und es ist enttäuschend, nach langer, harter Schleifarbeit nur einige annähernd runde, helle Flecken – so genannte Ghosts – im Schliff zu sehen, die andeuten, wo einst größere Radiolarien im Gestein steckten (Abb. 1).

Rekristallisation

Das auf den ersten Blick so robuste Baumaterial der Skelette ist nämlich über geologische Zeiträume viel weniger beständig, als man zunächst erwarten möchte. Im lebenden Organismus besteht es zumeist aus röntgenamorpher, wasserhaltiger Kieselsäure, so genanntem Opal A (Fürchtbauer, 1988). Diese Substanz unterscheidet sich von dem in Gesteinen allgegenwärtigen (und sehr viel widerstandsfähigeren) Quarz unter anderem dadurch, dass ihre Wasserlöslichkeit um ein Vielfaches höher ist. So lösen sich im Ozean viele Radiolarianskelette nach dem Tod des Einzellers bereits in der

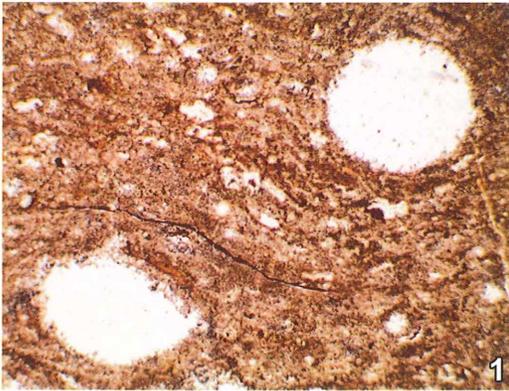


Abb. 1: Dünnschliff durch einen schwarzen Frankenwald-Lydit (Lesesteinfund) mit Radiolarien-Ghosts.

freien Wassersäule auf, bevor sie den Grund erreichen. Aber selbst die im Sediment eingebetteten Skelette sind dem Einfluss von Porenwasser im Gestein nicht entzogen. Kommen dann noch erhöhter Druck und erhöhte Temperatur hinzu, wird irgendwann die Stabilitätsgrenze des Opals erreicht und er wird aufgelöst und als kristallines Siliziumdioxid wieder ausgeschieden. Aber nicht nur das: Es kann geschehen, dass ein Teil oder sogar der gesamte ursprüngliche Gehalt an Kieselsäure im sich bildenden Gestein über kürzere oder längere Strecken transportiert wird. Im ungünstigen Fall orientiert sich die Rekristallisation dann nicht an den ursprünglich vorhandenen Strukturen der Kieselsäurequellen. Die Skelette verschmelzen quasi mit der umgebenden Gesteinsmatrix und nur die bereits gezeigten Ghosts bleiben übrig. Manche Skelette verschwinden sogar völlig spurlos.

Wirtschaftlicher Wert von Radiolarien

Auf der Suche nach Gesteinsvorkommen, bei denen die Rekristallisation noch nicht sämtliche Details des Skelettaufbaus der enthaltenen Radiolarien ausgelöscht hat, stößt man unter anderem auf die Jurakalke (Aptychenkalke) der nördlichen Kalkalpen (Kockel et al., 1931). Diese Gesteine sind zudem noch aus einem anderen Grunde bemerkenswert. Es sind wohl die einzigen, denen aufgrund ihres Radiolariengehalts nicht nur ein wissenschaftliches, sondern auch ein kommerzielles Interesse entgegengebracht wurde und die deshalb bis zur Mitte

des vergangenen Jahrhunderts – wenn auch regional begrenzt – in kleinen Steinbrüchen abgebaut wurden (Keim und Rautenberg, 1987). Die harten, kieseligen Radiolarien in der weichen, kalkigen Matrix haben eine abrasive Wirkung, weshalb sich das Material zur Herstellung von Wetzsteinen für grobe Schneidwerkzeuge (Sicheln, Sensen) eignet.

Wenn auch die Vorkommen meist recht kleinräumig und nach langen Jahren des Brachliegens nicht einfach zugänglich sind, hilft hier die Natur in dankenswerter Weise nach. Wie praktisch alle Gesteinsarten der nördlichen Alpen, sind die Aptychenkalke durch die eiszeitlichen Gletscher und Flüsse weit in das Alpenvorland hinaus transportiert worden (Grundmann und Scholz, 2005). So stammt das Ausgangsmaterial zu den hier in den Abbildungen 2–10 gezeigten Dünnschliffen aus den Kiesbänken der Isar nördlich von München.

Unterschiedliche Erhaltung

Allerdings ist auch innerhalb dieser Gesteinsserie die Erhaltung der Radiolarien nicht einheitlich. Nur in einigen Lagen ist die Kieselsäure im Bereich der Skelette rekristallisiert und nur diese waren als Wetzsteine zu gebrauchen. Im Schliff zeigen diese Gesteine im Inneren der Radiolarien bei XPL-Beleuchtung (Polfilter in Kreuzstellung, d.h. um 90 Grad verdreht) das typische Grau und Weiß erster Ordnung, während die Matrix aus einem feinkörnigen Kalkspat (Mikrit) sowie wechselnden Gehalten an Tonmineralien besteht (Abb. 2). Auffällig ist, dass die ehemaligen Hohlräume in den Skeletten meist vollständig gefüllt sind, obwohl das ursprüngliche Skelett auch einer großen Radiolarie niemals so viel Kieselsäure liefern könnte, um ihr gesamtes Innenvolumen auszufüllen. Somit ist klar, dass auch hier ein gewisser Stofftransport stattgefunden haben muss, um genügend Kieselsäure für die Hohlraumfüllung heranzuführen. Und in der Tat, in anderen Lagen wurde die Kieselsäure großteils oder komplett durch grobkristallinen Calcit verdrängt, was an den Interferenzfarben höherer Ordnung in den Radiolarien zu erkennen ist (Abb. 3). Dieser Gesteinstyp bildete den unbrauchbaren Abraum bei der Wetzsteingewinnung. Der Verdrängungsprozess führte in vielen Fällen dazu, dass die Strukturen der Radiolarienskelette stärker verwischt erscheinen als in den Lagen mit kieseliger Erhaltung.

Die kieselige Füllung der Radiolarien zeigt häufig eine faserige Struktur mit Andeutungen eines sphärolitischen Aufbaus, der sich besonders bei XPL-Beleuchtung mit dem Hilfsobjekt Rot I schön darstellen lässt; es dürfte sich um Chalce-

don handeln. Meist geht das Faserwachstum von einem oder mehreren Punkten an den Innenwänden der Radiolarien aus (so bei dem linken Exemplar in Abb. 4, während das rechte Exemplar senkrecht zur Wachstumsrichtung der

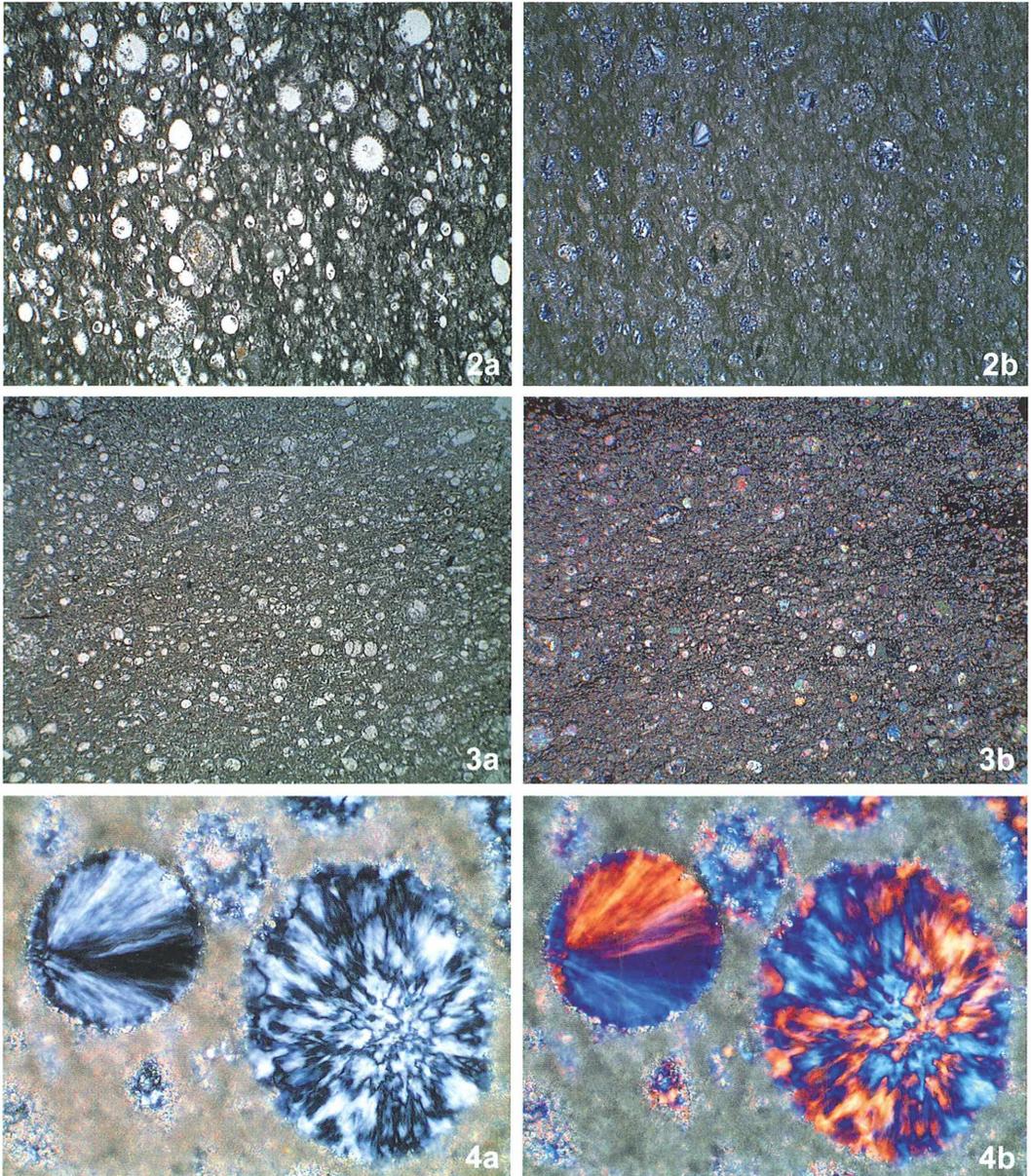


Abb. 2: Übersichtsaufnahme eines Dünnschliffs von Aptenienkalk mit kieselig erhaltenen Radiolarien: a LPL-, b XPL-Beleuchtung (LPL – lineare Polarisierung, XPL = Polfilter in Kreuzstellung). – Abb. 3: Übersichtsaufnahme eines Dünnschliffs von Aptenienkalk mit kalkig erhaltenen Radiolarien: a LPL-, b XPL-Beleuchtung. – Abb. 4: Faseriges Wachstum von Chalcedon innerhalb der ehemaligen Radiolarienhohlräume: a XPL-, b XPL-Beleuchtung mit Hilfsobjekt Rot I.

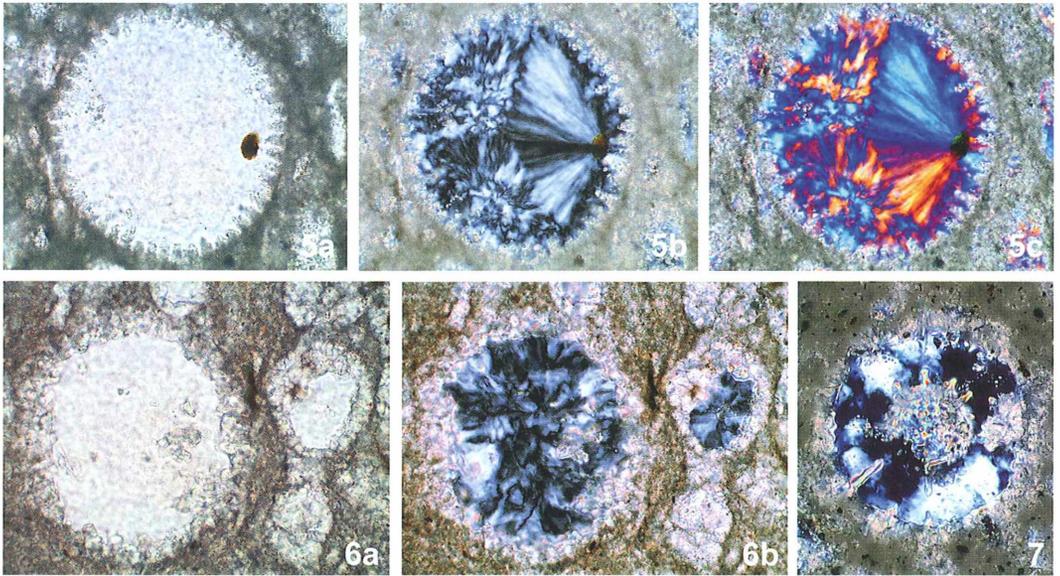


Abb. 5: Wachstum der Chalcedonfasern von einem in den inneren Hohlraum eingedrungenen Eisenoxidpartikel ausgehend: a LPL-, b XPL-, c XPL-Beleuchtung mit Hilfsobjekt Rot I. – **Abb. 6:** Verdrängung von Chalcedon durch Calcit in den äußeren Bereichen zweier Radiolariensteinkerne: a LPL-, b XPL-Beleuchtung. – **Abb. 7:** Detailaufnahme einer Radiolarie (verm. *Melitosphaera* sp.) mit calcitischer Erhaltung der inneren Gitterkugel innerhalb des Chalcedon-Steinkerns in XPL-Beleuchtung. Gestackte Aufnahme aus sechs Einzelbildern.

Fasern geschnitten wurde), manchmal jedoch auch von einem in den ursprünglichen Hohlraum eingedrungenen Fremdkörper (Abb. 5). Schließlich ist in einigen Präparaten die von außen nach innen fortschreitende Verdrängung von Chalcedon durch Calcit zu sehen. Der Kern der Füllung besteht noch aus Chalcedon, während die äußere Schicht bereits durch grobe Calcitkristalle gebildet wird (Abb. 6). In anderen Lagen des Gesteins wird umgekehrt der Carbonatanteil der Matrix von Kieselsäure verdrängt, wobei von den Radiolarien wiederum meist nur Ghosts übrig bleiben. Diese Lagen waren zur Wetzsteinherstellung ebenfalls unbrauchbar und beim Abbau als Werkzeugfresser gefürchtet.

In seltenen Fällen sind die ursprünglichen Skelettelemente innerhalb einer Hohlraumfüllung aus Chalcedon durch eine dünne Calcitlage nachgezeichnet. Werden diese Strukturen durch den Schliff günstig angeschnitten, ergibt sich unter XPL-Beleuchtung daraus ein wundervoller Farbkontrast (Abb. 7). Die Entstehung dieser Strukturen wird so gedeutet, dass zunächst in den Hohlräumen des ursprünglichen Opalskelettes kristallines Siliziumdioxid zur

Ausscheidung kam. In einem zweiten Schritt wurde dann der Opal aufgelöst und in die entstandenen schmalen Spalten in der Füllung drang schließlich karbonathaltiges Wasser, aus welchem dann Calcit zur Ausscheidung kam.

Säureunlösliche Kalksteine

Kieselig erhaltene Fossilien in Kalkstein lassen sich normalerweise durch Säurebehandlung freipräparieren, so dass es nahelag, mit geeignetem Material Versuche zur Isolierung der Radio-

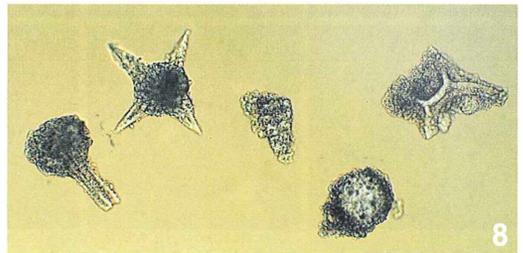


Abb. 8: Radiolariensteinkerne aus Ätzpräparat mit oberflächlichen Verkrustungen von SiO_2 . Einschluss in Tolubalsam.

larienskelette zu unternehmen. Das Gestein ließ sich jedoch nur schlecht aufschließen. Selbst wiederholtes Kochen mit 20%iger Essigsäure lieferte nur wenig Lösungsrückstand, während die Gesteinsbrocken nahezu unangegriffen erschienen. Manche radiolarienhaltige Gesteinsprobe verträgt sogar ein tagelanges Bad in 20%iger Salzsäure, ohne dabei nennenswert ihre Form einzubüßen. Es ist daher anzunehmen, dass die im Dünnschliff mineralogisch nicht weiter zu analysierende Matrix neben mikritischen Karbonaten und Tonmineralien mitunter noch ein kieseliges Bindemittel enthält. Auch die Streupräparate der freigeätzten Radiolarien zeigen, dass sich an der Oberfläche häufig ein Panzer von unstrukturiertem Siliziumdioxid abgeschieden hat (Abb. 8). Aber auch diejenigen

Radiolarien, die noch Oberflächenstrukturen erkennen lassen, sind – wie nach dem Dünnschliffbefund zu erwarten – meist eher Steinkerne als Skelette. Von den inneren Strukturen ist praktisch nichts mehr zu erkennen.

Artenspektrum

Auf den ersten Blick scheinen in den meisten Präparaten kugelige Formen zu dominieren, die man eventuell der Gattung *Cenosphaera* zuordnen kann (Müller, 1993). Bei näherer Betrachtung finden sich dann aber immer wieder von diesem einfachen Bauplan abweichende Skelette. Abbildung 9 vermittelt einen Überblick über die häufiger auftretenden Formen.

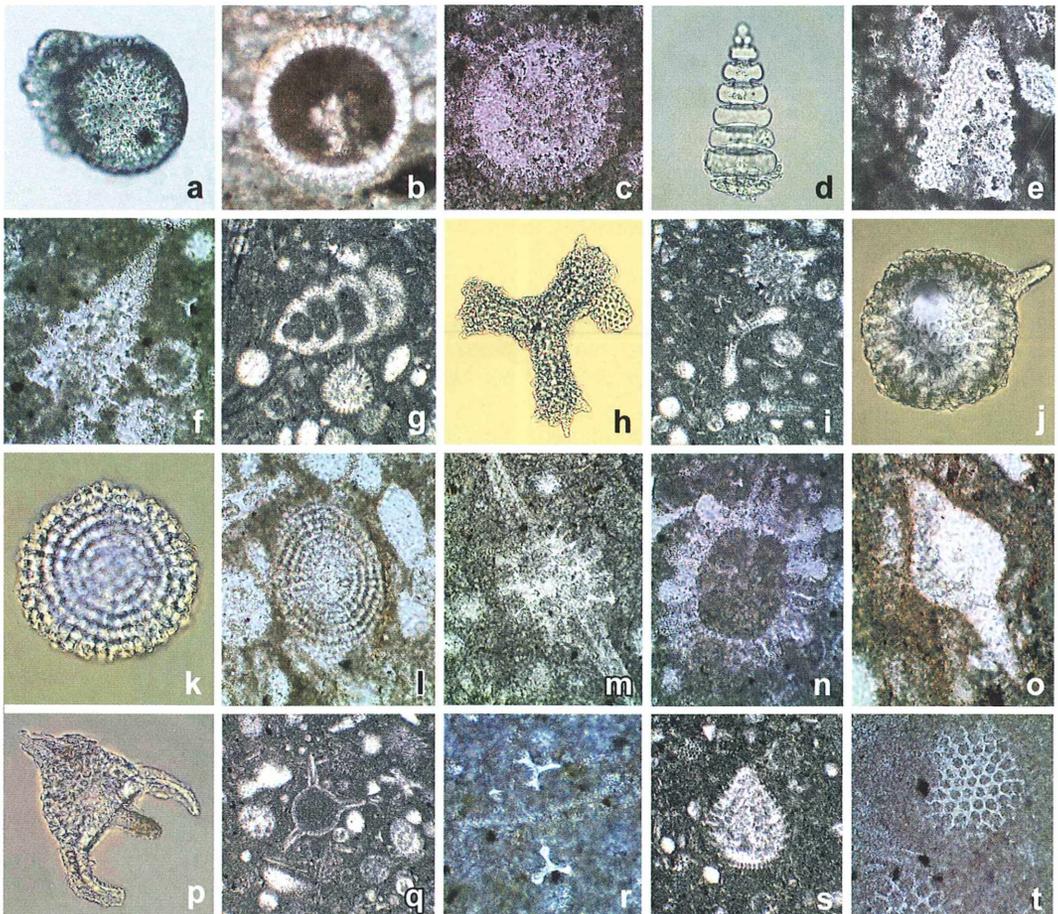


Abb. 9: Verschiedene Radiolarienformen aus Ätzpräparaten und Dünnschliffen: a–c ? *Cenosphaera* sp., d–g ? *Lithocampe* sp., h–i ? *Rhopalastrum* sp., j ? *Triactoma* sp., k–l ? *Porodiscus* sp., m–n ? *Stylosphaera* sp., o ? *Theosyringium* sp., p–q unbekannte Vertreter der Ordnung *Nassellaria*, r *Sphaerozoum* sp., s ? *Anthocorys* sp., t Bruchstücke größerer Hohlkugeln mit unterschiedlich großen Gitterporen.

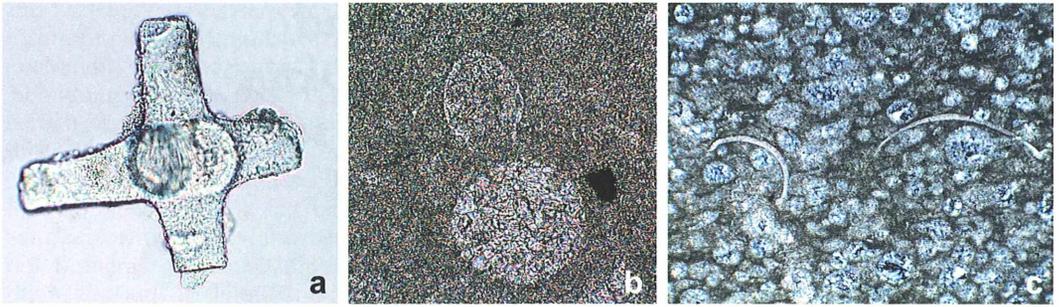


Abb. 10: Begleitfauna: a mehrachsige Schwammnadel, b Längsschnitt durch *Calpionella alpina* neben calcitisierter Radiolarie, c Schnitte durch kalkige Ostracodenschalen neben kieseligen Radiolarien.

Bereits ältere Studien zu jurassischen Radiolarien (Rüst, 1885) nennen die alpinen Aptychen-schiefer als Gesteine mit einer reichen Radiolarienfauna. Insgesamt werden hier 77 Arten aufgelistet. Da bei Schliffpräparaten jedoch mitunter nicht einmal eine Unterscheidung auf Ordnungsebene möglich ist, dürfte Zurückhaltung bei dem Versuch einer Artbestimmung angemessen sein. Auch die hier zu den Abbildungen aufgeführten Gattungsnamen sind aus diesem Grunde fast sämtlich mit einem Fragezeichen zu versehen, denn sie geben eher eine habituelle Ähnlichkeit mit den beschriebenen Formen an; eine vollständige Merkmalsanalyse ist fast nie möglich.

Begleitfauna

Neben den Radiolarien zeigen sich nur wenige weitere Mikrofossilien in den untersuchten Gesteinen. Außer kieseligen Schwammnadeln, die sich auch in den Ätzrückständen finden, sind gelegentlich Schnitte durch Tintinninengehäuse (wahrscheinlich *Calpionella alpina*) oder kleine Kalkschalen, die wohl von Ostracoden stammen, zu sehen (Abb. 10).

Schlussbemerkungen

In den nördlichen Kalkalpen ist das Vorkommen von radiolarienhaltigen Gesteinen nicht auf die jurassischen Aptychenkalke beschränkt (Hagn, 1955) und so kann bei Gesteinsfunden auf nicht-primärer Lagerstätte (Gletschermoränen und Flussgerölle) nicht immer mit vollständiger Sicherheit auf die Ursprungsschicht geschlossen werden. Für den Amateurmikroskopiker, der keine detaillierten stratigraphischen Studien an der Radiolarienfauna vornehmen, sondern sich

an der Schönheit dieser Gebilde erfreuen will, ist dies allerdings belanglos.

Eine betriebsfähige Schleifmühle für die Wetzsteinherstellung kann im Freilichtmuseum Glentleiten bei Großweil in Oberbayern besichtigt werden. Von dort können – in Kombination mit einer sehr sehenswerten Filmdokumentation über diesen alten Wirtschaftszweig – auch einzelne Wetzsteine bezogen werden, die sich als Ausgangsmaterial für radiolarienhaltige Schliffpräparate ebenfalls gut eignen.

Literaturhinweise

- Freilichtmuseum Glentleiten (Hrsg.): Der Wetzsteinmacher. DVD, Großweil 1993.
 Fürchtbauer, H.: Kieselgesteine. In: Fürchtbauer, H. (Hrsg.): Sedimente und Sedimentgesteine. Schweizerbart, Stuttgart 1988.
 Grundmann, G., Scholz, H.: Kieselsteine im Alpenvorland. Christian Weise Verlag, München 2005.
 Hagn, H.: Fazies und Mikrofauna der Gesteine der Bayerischen Alpen. E. J. Brill, Leiden 1955.
 Keim, H., Rautenberg, U.: Die Unterammergauer Wetzsteinmacherei. Schriften des Freilichtmuseums des Bezirks Oberbayern Nr. 13, Großweil 1987.
 Kockel, C., Richter, M., Steinmann, H.: Geologie der Bayrischen Berge zwischen Lech und Loisach. Verlag des Deutschen und Österreichischen Alpenvereins, Innsbruck 1931.
 Müller, A. H. (Hrsg.): Lehrbuch der Paläozoologie, Band II, Teil 1. Gustav Fischer Verlag, Jena 1993.
 Rüst, D.: Beiträge zur Kenntnis der fossilen Radiolarien aus Gesteinen des Jura. Palaeontographica 31, 271–321 (1885).
 Wissing, F.-N., Herrig, E.: Arbeitstechniken der Mikropaläontologie. Enke Verlag, Stuttgart 1999.

Weblink:

Homepage des Freilichtmuseums Glentleiten:
<http://www.glentleiten.de/>

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

Auswirkungen von Schnittdicke und differentieller Färbung auf die Strukturwiedergabe am Beispiel von Querschnitten durch einen Zweig von *Casuarina*

Michael Dillberger

Nachdem die industrielle Branche, in welcher der Autor beschäftigt war, in Europa nicht mehr als Hersteller vertreten ist, kann dieser nun die Freuden seines Ruhestandes genießen. Dazu gehört, dass er vor einigen wenigen Jahren – einer Jugendneigung folgend – ein Mikroskop erwarb und sich den üblichen ersten Schritten auf diesem Gebiet des Kleinen und Kleinsten, dem „Wasserkribbelkrabbel“ zuwandte. Eine Begegnung mit Robin Wacker (Würzburg) brachte dann die Wende zur Pflanzenanatomie, die in den Erwerb eines Mikrotoms mündete. Dank der großen Geduld des oben genannten, unermüdlich beratenden Präparier- und Mikrotomierspezialisten wurden die Schnitte und Färbungen mit der Zeit vorzeigbar.

Die Arbeiten und Veröffentlichungen von Helmut Etzold (z. B. 1983) sind heutzutage *State of the Art*, wenn es um einfache und doch aussagekräftige Dreifachfärbungen von botanischem Material geht. Dr. Etzold selbst hat später das von ihm ursprünglich verwendete Safranin durch Chrysoidin ersetzt (Etzold, 2002). Seine Färbung wurde vielfach variiert, so auch beschrieben von Klaus Henkel in seiner *Mikrofibel* (www.mikroskopie-muenchen.de). Variiert wurde diese Färbung unter anderen auch, wie Klaus Henkel mitteilt, von Karl Brüggemann, der das ursprüngliche Astrablau durch das Farbstoffgemisch Alciangrün ersetzte, welches das Blau durch ein, wie manche meinen, dem pflanzlichen Material mehr angemessenes Grün ersetzt. Diese Art der Färbung, nämlich mit Hilfe von Farbgemischen, hat sich inzwischen allgemein für Standarduntersuchungen etabliert.

Farbgemische sind einfach in der Routineanwendung und somit zweckmäßig. Sequentielle Färbungen arbeiten mit zeitlich aufeinander folgenden Färbeschritten, welche durch so genannte Differenzierungsschritte unterbrochen werden. Sie eröffnen Möglichkeiten, die Materialunterschiede herauszuarbeiten. Auch können durch die Variation der Reihenfolge besonders instruktive Unterscheidungen verschie-

dener Materialien gelingen. So hat beispielsweise Kurt-Rainer Roeser, aufbauend auf der klassisch-sequentiellen Astrablau-Safranin-Färbung für die Differenzierung Holz/Zellulose eine Dreifachfärbung entwickelt, welche fähig ist, Holz, Zellulose und Cutin sauber zu differenzieren, also zu unterscheiden (Roeser, 1972; Krauter, 1976). Obwohl nur zwei Farbstoffe genannt sind, ist die Pikrinsäurelösung, die im Prozess als Differenzierungsmittel eingesetzt wird, dafür verantwortlich, dass sich Cutin gegenüber dem leuchtenden Rot der verholzten Zellwände in dunklem braunrot kontrastiert. Gerade bei dünnen Mikrotomschnitten ist sie auch bezüglich der Intensität der Ligninfärbung der klassischen Astrablau-Safranin-Rezeptur weit überlegen. Als weiteres Beispiel für eine schöne, sequentielle Färbemethode sei die Astrablau-Chrysoidin-Färbung von Sonja Türler (1979) genannt.

Schnittdicke – Farbigkeit – Optik

Im MIKROKOSMOS hat Robin Wacker 2006 eine attraktive, neu von ihm entwickelte Methode der sequentiellen Färbung an Hand eines Beispielschnittes von *Casuarina equisetifolia* vorgestellt. Dabei wies er auch darauf hin, dass

zur Erzielung schönster Abbildungsergebnisse nicht nur eine sauber ausdifferenzierte Färbung notwendig sei, sondern auch die zur Optik der Abbildung passende Dicke des Schnittes erforderlich ist. Als von der Ausbildung her theoretischer Physiker erlaube ich mir einen kurzen vertiefenden Exkurs zu dieser Thematik. Jede abbildende Optik hat bei der Abbildung zum Beispiel auf eine Filmebene oder in neueren Kameras auf eine Chipfläche im Urbildraum, der auf die Film-/Chipfläche abgebildet wird, Bereiche, welche scharf oder aber (leider oft) unscharf abgebildet werden. Gemeinhin spricht man von der Schärfentiefe und jeder Fotografierende kennt den Zusammenhang zwischen Blendenöffnung und Dicke/Tiefe dieser Schicht, die scharf abgebildet wird. Die Dicke dieser Schicht, eben die Tiefenschärfe, hängt aber zum Glück noch von etlichen anderen Größen ab. Zum Glück deshalb, weil der Mikroskopiker die Blende im Objektiv in der Regel ja nicht zu verändern vermag. Wenn diese Blende im Allgemeinen nicht variiert werden kann, ist das sehr wohl aber bei der Beleuchtung der Fall. Es sollte ja jedem Mikroskopiker bekannt sein, dass die Blende des Kondensors (die Aperturblende) wohl den Kontrast, aber eben auch die Dicke der Tiefenschärfe sowie das Auflösungsvermögen des Mikroskops beeinflusst. Im Folgenden gehen wir davon aus, dass zur Erzielung eines maximal detailreichen Bildes die Aperturblende nahe der der abbildenden Optik sei.

Tiefenschärfe/Schärfentiefe

Techniker tun sich etwas schwer mit Größen umzugehen, die der Mensch nur unzureichend zu definieren vermag, wie hier die Schärfe einer Abbildung, wo doch oft der Kontrast gemeint ist. Ein möglicher Ansatz, die Tiefenschärfe zu beschreiben, besteht darin, diese als den Dickenbereich zu verstehen, in welchem der axiale Abstand eines möglichst punktförmigen Objektes zum abbildendem Lensensystem sich verändern darf, ohne dass ein Schärfeverlust im entstehenden Bild messbar ist. Eine von Max Berek (Berek, 1926; Beck, 1991) gefundene Näherungsformel für die Dicke der Tiefenschärfe ist

$$T = n (\lambda / (2 * A^2) + 340 \mu\text{m} / (A * V)),$$

(Gleichung 1)

wobei λ die Wellenlänge des verwendeten Lichtes, n der Brechungsindex des Mediums, in welchem sich das abgebildete Objekt befindet, A die numerische Apertur des abbildenden optischen Systems und V die Vergrößerung des Bildes im Vergleich zum Urbild ist. Wenn wir, wie folgt, einige Größen mit einer groben Schätzung annehmen, nämlich

- n = Brechungsindex Luft = 1,00029 = 1
- λ = 0,55 μm (weißes Licht)
- V = 500 * A (unteres Limit der förderlichen Vergrößerung),

so ergibt sich

$$T = 0,55 / (2 * A^2) + 340 / (500 * A^2) = 0,615 / A^2$$

(Gleichung 2)

Man sieht, dass die Dicke der Schärfentiefe ausschließlich von der Apertur der Optik abhängt, wenn man die durch die Objektivapertur mögliche Vergrößerung nutzt – und dies macht ja ein jeder Mikroskopiker automatisch, nämlich immer das den jeweiligen Erfordernissen entsprechend schwächst mögliche Objektiv benutzen, da es die größte Schärfentiefe aufweist.

Setzen wir einmal zur Verdeutlichung vier verschiedene Objektivaperturen ein, so sehen wir die starke Variation der Dicke des scharf abgebildeten Bereiches (Schärfentiefe) bei den verschiedenen Aperturen:

Numerische Apertur	Dicke der Schärfentiefe
0,25	9,84 μm
0,5	2,46 μm
1	0,615 μm
1,25	0,394 μm

Robin Wacker hatte ja in seinem Artikel von 2006 schon erwähnt, dass eine optimale Abbildung dann erfolgt, wenn die Schichtdicke des geschnittenen Objekts in etwa der der Tiefenschärfe der abbildenden Optik entspricht. Bei der von mir verwendeten digitalen Spiegelreflexkamera Pentax mit einer Chipfläche von circa 24 x 16 mm und 10 Mio. Pixeln ist die Auflösungsfähigkeit der Kamera durch ein Objektiv wie beispielsweise einem PlanApo 10/0,32 oder einem PlanNeofluar 16/0,50 am besten genutzt, wie es bereits in anderen Abhandlungen dargelegt wurde (Rainer Schubert: Erfahrungen mit einer digitalen Spiegelreflexkamera für die Mikroblickfotografie, <http://>

www.mikroskopie-muenchen.de/digi-sl-r.pdf). Wem die oben aufgeführte Abschätzung für die fotografische Abbildung zu ungenau ist, der kann sie noch verfeinern. Man muss dann zum Beispiel berücksichtigen, dass dieses vom Chip aufgezeichnete Bild, welches von der Optik erzeugt wird, ja nochmals auf beispielsweise 10×15 cm vergrößert wird, wenn ein Papierabzug erstellt wird, oder wenn man dieses auf einem Computermonitor in eben dieser Größe betrachtet, oder wenn es, wie es in diesem Artikel geschieht, gedruckt wird.

Optimale Schnittdicke

Wie gesehen, sollte der Schnitt also nicht wesentlich dicker als $10 \mu\text{m}$ sein, eher dünner. Aber bei abnehmender Dicke schwindet der Kontrast, weil ja weniger Material vorhanden ist, welches gefärbt werden kann, das dann im Durchlicht den Kontrast ergibt. Es liegt ein klassisches Optimierungsproblem vor. Bei meiner apparativen Ausrüstung hat es sich gezeigt, dass Schnittdicken von rund 5 bis $10 \mu\text{m}$ bei botanischem Material die aussagekräftigsten

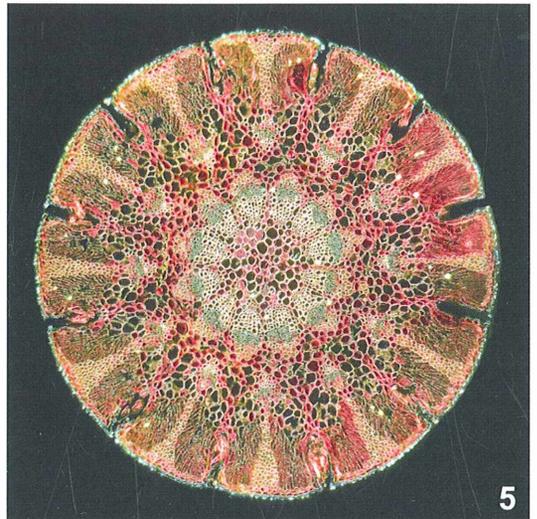
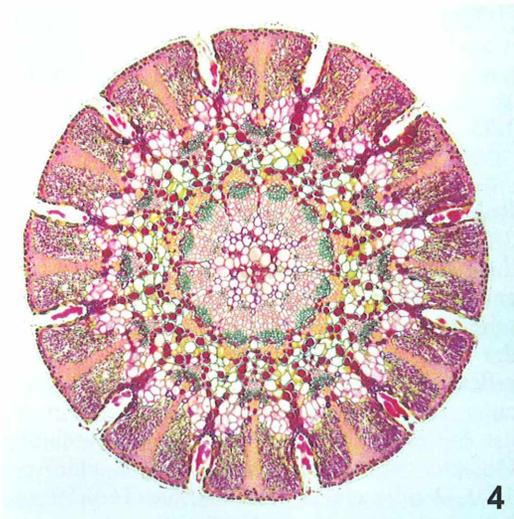
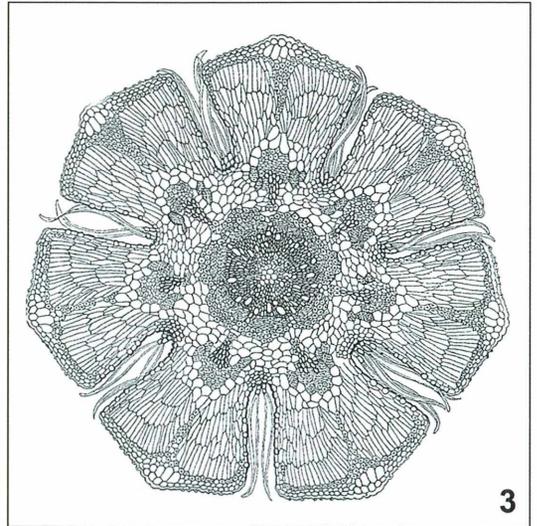


Abb. 1 und 2: Habitus von *Casuarina equisetifolia* in der Übersicht und im Detail. – Abb. 3: Zeichnerische Darstellung eines Zweigquerschnitts (aus Solereder, 1899). – Abb. 4 und 5: Querschnitt eines *Casuarina*-Zweiges in Hellfeld- (links) und Dunkelfelddarstellung (rechts). Vergr.: 160fach.

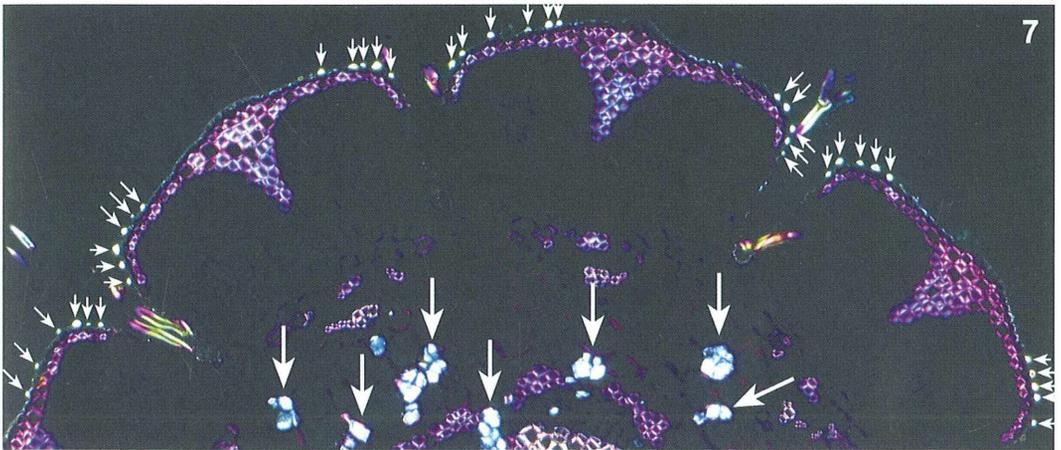
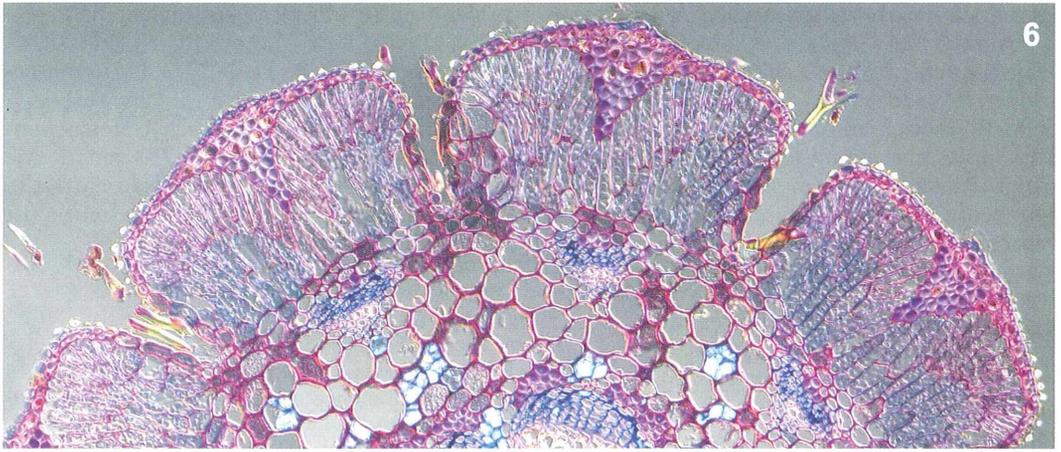


Abb. 6 und 7: Peripheriebereich eines *Casuarina stricta*-Zweiges im differentiellen Interferenzkontrast (oben) und in der Polarisation (unten). Die kleinen Pfeile im polarisationsoptischen Foto weisen auf in der Epidermis eingelagerte, doppelbrechende Kristallstrukturen, die großen Pfeile auf größere, ebenfalls doppelbrechende Kristalldrüsen. Beide Elemente erschweren das Schneiden der Objekte merklich. Vergr. 400fach.

Bilder ergeben. Die Kamera ist in meinem Falle nach der Methode Quackenbusch (1979) adaptiert, wohl die den Objektiven der Zeiss'schen Endlichbaureihe PlanApo und PlanNeofluar bestmöglich gerecht werdende Adaption.

Bildbeispiele von *Casuarina*

Das theoretisch Erläuterte soll an Bildbeispielen illustriert werden. Beginnen wir mit dem Titelbild dieses Heftes: Querschnitt durch einen Zweig von *Casuarina stricta*. Der Schnitt ist 10 μm dick, das Foto besteht aus sechs Einzelbildern (Zeiss PlanApo 10/0,32), die mit dem

PC unter Anwendung einer entsprechenden Software zu einer einzigen Aufnahme zusammenmontiert, in Neudeutsch gesticht wurden (engl. für gesteppt, geheftet, zusammengenäht). Der Zweig wurde, wie unter anderen von Türler (1979) angeregt, sequentiell gefärbt und zwar mit den Farben, die Karl Brüggemann vorgeschlagen hat, und dann in Euparal eingebettet.

Die Kasuarinengewächse sind verzweigte Sträucher oder Bäume. Sie sind eine im System etwas isoliert stehende Gruppe der Angiospermen mit 60 bis 70 Arten. Ihre Heimat liegt auf der Südhalbkugel, hauptsächlich in Australien. Bevorzugt werden trockene Standorte. Daher

zeigen sie die charakteristischen Anpassungen der Xerophyten an trockene Standorte, wie den längsgefurchten Spross mit den quirlig angeordneten, reduzierten Blättern, die zu einer Scheide verwachsen sind.

Der Spross übernimmt mit einem gut ausgebildeten Palisadenparenchym die Assimilation. Die Verdunstung wird durch die in die Längsfurchen eingesenkten Spaltöffnungen reduziert. Kasuarinen besitzen ein sehr hartes Holz, weswegen es zu den so genannten Eisenhölzern gerechnet wird. Neben sklerenchymatischen Einlagerungen findet man eine große Menge Calciumoxalatkristalle, vorwiegend in Form von Drusen.

Die Zweige der *Casuarina* bestehen aus einer Reihe von Gliedern, in der Fachsprache Internodien genannt (Abb. 1), wobei sich jedes Glied in eine kurze Scheide verlängert, welche die Basis des nächst höheren Internodiums umfasst und an ihrem Ende mehrzählig ist (4–20 Zähne) (Abb. 2). Damit hat der Aufbau dieser Zweige große Ähnlichkeit mit dem des Schachtelhalmes (*Equisetum*). So erklärt sich die lateinische Artbezeichnung (Epitheton) *equisetifolia*. Beim Schachtelhalm entspringt dem Knoten des Sprosses ja ein Ring von so genannten Mikrophyllen, die das Internodium umschließen. Als Mikrophylle werden ganz allgemein kleine, meist ungleichederte Blätter bezeichnet. Der Terminus ist also kein für Kryptogamen reservierter Begriff. Und genau eine solche Situation liegt bei *Casuarina* vor; das Titelbild zeigt einen Querschnitt aus eben diesem Bereich. Der dargestellte Blättchenkranz stellt die besagten Mikrophyllen dar.

Schneidhemmer

Die Abbildungen 6 und 7 von einem Querschnitt von *C. stricta* (jeweils sechs Fotos gesticht, PlanNeo Imm 16/0,50; Abb. 6: Differentieller Interferenzkontrast, Abb. 7: Polarisation) zeigen deutlich den Grund für die schlechte Schneidbarkeit der Pflanze. Nicht nur, dass in ihrem Inneren viele und vor allem große, eckige Kristalle zu finden sind (Calciumoxalatdrusen) (Abb. 7, große Pfeile), sondern auch an der Oberfläche, aber noch in der Epidermis, gibt es

an den Rändern der Rippen Reihen von kegelförmigen, rundlichen, doppelbrechenden Kristallen (Abb. 7, kleine Pfeile). Die Letzteren bewirken (leider) recht zuverlässig das Ausreißen des Schnittes. Sie bestehen nach Untersuchungen von Hans Solereder (1899) nicht, wie man vermuten könnte, aus oxalsaurem Kalk. Woraus die Kristalle tatsächlich bestehen, ist nach wie vor unklar.

Danksagung

Freundlicherweise wurde mir vom Botanischen Garten München zusammen mit dem Institut für Systematische Botanik der Ludwigs-Maximilians-Universität München Frischmaterial mehrerer verschiedener *Casuarina*-Arten zur Verfügung gestellt, wofür ich mich herzlich bedanken möchte.

Literaturhinweise

- Beck, R.: Max Berek, ein Pionier der Polarisationsmikroskopie. *Mikrokosmos* 80, 334–336 (1991).
- Berek, M.: Entwicklung und gegenwärtiger Stand der Lehre von der Abbildung im Mikroskop. *Sber. Ges. Beförd. Marb.* 61, 251–283 (1926).
- Etzold, H.: Eine kontrastreiche, simultane Mehrfachfärbung für pflanzenanatomische Präparate: Fuchsin-Safranin-Astrablau. *Mikrokosmos* 72, 213–219 (1983).
- Etzold, H.: Simultanfärbung von Pflanzenschnitten mit Fuchsin, Chrysoidin und Astrablau. *Mikrokosmos* 91, 316–318 (2002).
- Krauter, D.: Roesers Astrablau-Fuchsin-Färbung. *Mikrokosmos* 65, 149 (1976).
- Quackenbush, D. W.: Kleinbild-Mikrofotografie mit weitem Bildfeld. *Mikrokosmos* 68, 277–285 (1979).
- Roeser, K.-R.: Die Nadel der Schwarzkiefer – Massenproduktion und Kunstwerk der Natur. *Mikrokosmos* 61, 33–36 (1972).
- Solereder, H.: Systematische Anatomie der Dicotyledonen – Ein Handbuch für Laboratorien der wissenschaftlichen und angewandten Botanik. Ferdinand Enke, Stuttgart 1899–1908.
- Türler, S.: Chrysoidin-Astrablau-Färbung für Pflanzenschnitte. *Mikrokosmos* 68, 366 (1979).
- Wacker, R.: Eine neue und einfache Methode zur polychromatischen Anfärbung von Paraffinschnitten pflanzlicher Gewebe für Durchlicht- und Fluoreszenzmikroskopie. *Mikrokosmos* 95, 210–211 (2006).

Verfasser: Michael Dillberger, Blütenstraße 31, 82178 Puchheim,
E-Mail: familie.dillberger@t-online.de

Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee

Teil 5: Leben an der Grenzfläche

Wolfgang Bettighofer

Die seit einigen Jahren von Prof. Klaus Hausmann durchgeführten Mikroskopietage auf Hiddensee sind sehr interessant und abwechslungsreich, das Angebot an lohnenden Proben ist groß und die Woche zu kurz, um sich intensiv genug mit einzelnen Proben auseinandersetzen zu können. So hatte ich mir im September 2008 einige größere Probenflaschen mit Wasser und Material aus der oberen Bodenschicht „unseres“ Froschteichs abgefüllt und mit nach Hause genommen.

Dieses Material ruhte in einer Probenschale (12 × 12 × 20 cm) über 1/4 Jahr und wartete auf eine Bearbeitung. Die Beobachtungen an den Schalenamöben, von welchen im Teil 3 dieser Serie (Bettighofer, 2010) berichtet worden war, stammten zum größten Teil daraus. Während der Beschäftigung mit dem Material hatte ich einmal mit einer Weithalspipette Wasser aus der Probenschale entnommen, um eine Petrischale zu füllen und dort größere Schalenamöben (Diffflugien, Netzelnien, Lesquereusien) unter der Präparierlupe von Detritus zu befreien. Dabei war zufällig Neuston (Preston, 2003), der aquatische Lebensraum „Oberflächenhäutchen“, aus der Probenschale mit in die Petrischale gekommen. Die Präparierlupe enthüllte ein interessantes Bild. Das Präparat, welches ich nachfolgend davon anfertigte, zeigte eine bisher von mir übersehene Welt und mein Beobachtungsfokus wechselte für ein paar Tage dorthin.

Winzige Uhrgläsern

Die Übersicht in Abbildung 1 zeigt einen Bakterienrasen, eine Menge kreis-, beim näheren Hinsehen uhrglasförmiger Gebilde sowie Nacktamöben. Die kleinen Uhrgläsern entpuppten sich als Schalenamöben aus der Gruppe der Arcellidae, Gattung *Pyxidicula* (Meisterfeld, 2002). Im zitierten Artikel ist vermerkt, dass die Anzahl der kontraktilen Vakuolen bestimmungsrelevant sei. Zu *Pyxidicula* steht zu lesen: „Eine kontraktile Vakuole“. Dr. Ralf Meisterfeld, der Autor dieses Abschnitts im *Illustrated Guide to the Protozoa*, bestätigte jedoch die Bestimmung und relativierte für diesen speziellen Fall die Anzahl der kontraktilen Vakuolen als Identifikationsmerkmal (persönliche Mitteilung).

Die Abbildungen 2 bis 5 zeigen unterschiedliche optische Schnitte durch die Testaceen. Bei der Vierergruppe in Abbildung 2 liegt der Fokus auf der Höhe der Bakteriensicht. In Ab-



Abb. 1: Übersichtsaufnahme des Oberflächenhäutchens mit Bakterienrasen, Schalen- und Nacktamöben. Maßbalken 100 µm.

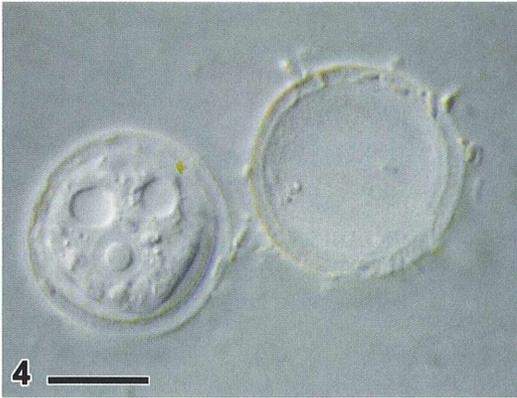


Abb. 2–5: *Pyxidicula*. Maßbalken 10 µm. – Abb. 2: *Pyxidicula*-Gruppe in einem Bakterienfeld. – Abb. 3: Fokussiert auf die Ebene der Kerne und der kontraktilen Vakuolen. – Abb. 4: Typischer bläschenförmiger Kern und zwei kontraktile Vakuolen, daneben eine leere Schale. – Abb. 5: Ausschnitt aus Abbildung 3. Kern mit außergewöhnlich gestaltetem Nucleolus.

bildung 3 wurde auf die Kerne scharfgestellt. Abbildung 4 stellt den bläschenförmigen (ellipsoiden) Kern mit dem großen, zentralen Nucleolus zusammen mit den kontraktilen Vakuolen vor, daneben eine leere Schale, bei welcher man sogar die feine Granulierung des Schalenmaterials (Pseudochitin mit Sandpapierstruktur) sowie den umgebördelten Rand sehen kann. Die Apertur (das Pseudostom, die Schalenöffnung) ist nahezu so groß wie der Schalendurchmesser. Die Schalen sind wie abgeflachte Halbkugeln geformt. Abbildung 5 zeigt eine selten beobachtete Kernfigur mit der zusätzlichen Zone abweichender optischer Dichte im Nucleolus. Die größeren Pünktchen im Zellplasma sind Mitochondrien.

Ein Chitinstück einer im Probenbehälter geschlüpften und dann unglücklich gewässerten Mücke eröffnete die Gelegenheit, eine *Pyxidicula*-Zelle in Seitenansicht zu fotografieren

(Abb. 6). Der Schalenquerschnitt ist ebenso wie die Apertur gut zu erkennen. Auch erschließt



Abb. 6: Seitenansicht einer *Pyxidicula* mit Darstellung der kegelförmigen Pseudopodien. Maßbalken 10 µm.

sich so die Art der Anhaftung ans Substrat und die Form der Pseudopodien.

Nacktamöben auf Pyxidiculen-Jagd

Neben den Schalenamöben bewegte sich eine größere Zahl circa 60 µm langer Nacktamöben

einer bestimmten Art im Neuston. Genau genommen ist es das Hyponeuston, die Wasserschicht direkt unter der Wasseroberfläche, welches die Amöben bewohnen. Man unterscheidet es vom Epineuston, dem Lebensraum *auf* dem Oberflächenhäutchen; die Lebewesen dort (z.B. gewisse Goldalgenarten) sind nicht von Wasser umgeben (Fott, 1959). Die Gymnamö-

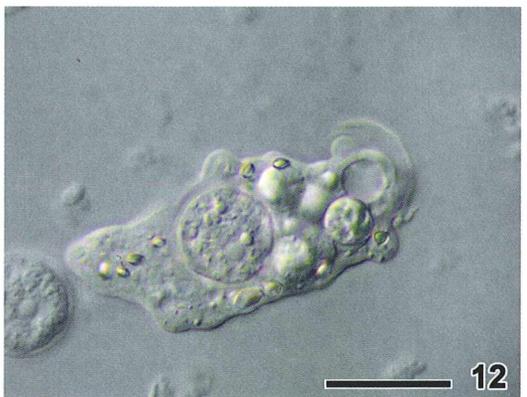
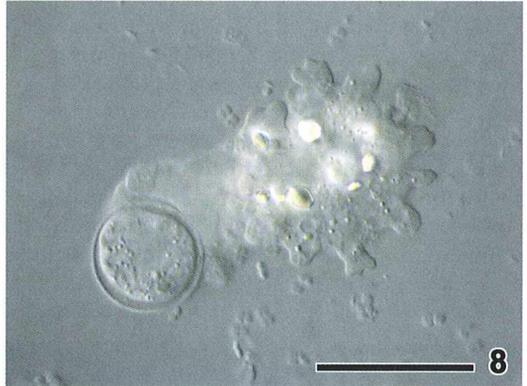
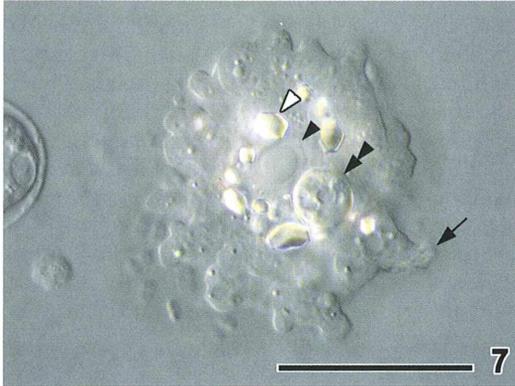


Abb. 7–12: *Saccamoeba*. Maßbalken 25 µm. – Abb. 7: Schwebeform mit dem bläschenförmigen Kern (Pfeilkopf), Kristallen (Pfeilkopfkontur), Nahrungsvakuole (Doppel-Pfeilkopf) sowie dem Uroid (Pfeil). – Abb. 8–12: Phagocytose einer *Pyxidicula* durch *Saccamoeba*.

ben zeigen sehr unterschiedliche Silhouetten, welche ich im ersten Moment nicht mit ein und derselben Art in Verbindung bringen konnte. Nach längerer Beobachtung hatte ich jedoch Gelegenheit, die Umwandlung der sternförmigen Ruheformen in die abgerundeten und länglichen Fließformen zu erleben. Die Sequenz in Abbildung 7–12 zeigt dies und die Phagocytose einer *Pyxidicula* durch eine Nacktamöbe.

Diese Art hat ebenso wie *Pyxidicula* einen bläschenförmigen Kern mit zentralem, relativ großem Nucleolus. Beide Phasen des Karyoplasmas zeigen keine Granula. Im Cytoplasma der Nacktamöbe sind weitere größere Einlagerungen auszumachen: Rhombenförmige und bipyramidale Kristalle und Nahrungsvakuolen. Abbildung 12 zeigt auch die kontraktile Vakuole und man erahnt am rechten Zellende eine leere *Pyxidicula*-Schale, welche kurze

Zeit vor dem Anfertigen der Aufnahme ausgeschieden worden war.

Die Abbildungen 13 und 14 zeigen andere Individuen. Im Zellkörper der *Gymnamöbe* aus Abbildung 13 sind zwei *Pyxidicula*-Schalen erkennbar (Pfeile). In der am rechten Zellende liegenden Amöbenschale ist eine noch nicht kondensierte Nahrungsvakuole sichtbar. Drumherum heben sich kondensierte (verdichtete) Nahrungsvakuolen ab. Das Individuum in Abbildung 14 hat eine Schalenamöbe phagocytisiert, die Verdauung ist augenscheinlich noch nicht sehr weit fortgeschritten, zumindest erscheint der Zellkern der *Pyxidicula* noch intakt (Pfeil). Am Uroid (Pfeilkopf), der zottigen Zellregion, welche bei der Bewegung nachgeschleppt wird, hängen zwei kurz vor der Aufnahme ausgeschiedene Schalen an Plasmafäden.

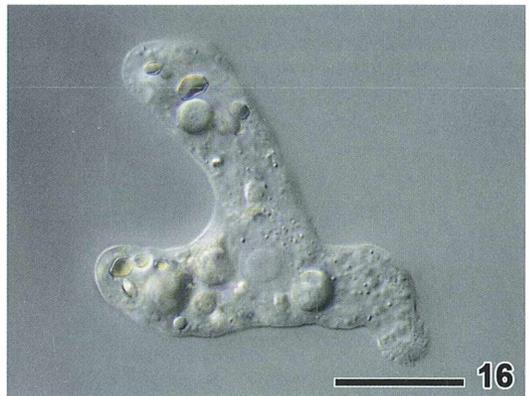
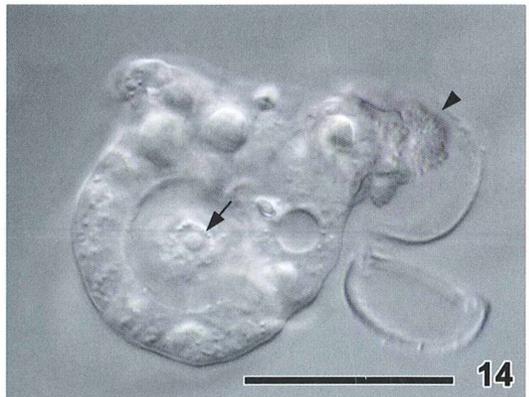
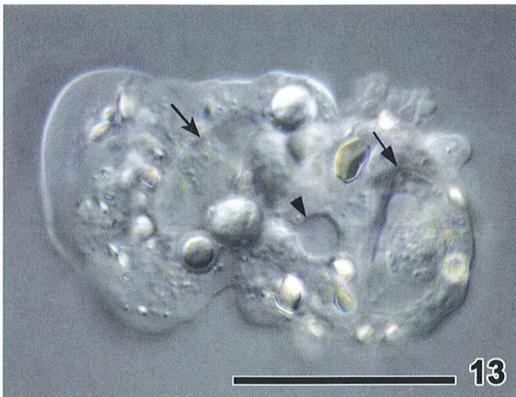


Abb. 13–16: *Saccamoeba*. Maßbalken 25 μm . – Abb. 13: *Saccamoeba* hat zwei *Pyxidicula* (Pfeile) aufgenommen. Die kontraktile Vakuole (Pfeilkopf) ist umringt von den für *Saccamoeba limax* typischen großen Kristallen. – Abb. 14: Darstellung von kontraktile Vakuole und Uroid (Pfeilkopf). Die phagocytisierte *Pyxidicula* hat einen noch intakt erscheinenden Kern (Pfeil). – Abb. 15: Langgestreckte Wanderform. – Abb. 16: *Saccamoeba* beim Richtungswechsel.

Die verschiedenen Erscheinungsformen von *Saccamoeba*

Wenn sich die hier dargestellten Nacktamöben in der Phase der Fortbewegung auf Substrat befinden, zeigen sie eine längliche, monopodiale Form mit rundem Querschnitt und feinwarzigem Uroid. Bei Richtungswechsel ergibt sich oft eine Y-förmige Gestalt. Auch der Kern ist auf den Abbildungen 15 und 16 jeweils gut zu erkennen. Nach Dr. Alexander Kudryavtsev von der Freien Universität Berlin (freundliche Vermittlung durch Prof. Hausmann) handelt es sich um eine Art der Gattung *Saccamoeba* (zu *Saccamoeba* siehe auch Mrva, 2007). Die Beschreibung zu *Saccamoeba limax* in Page (1976) und Siemensma (1987) passen gut, sowohl was Gesamtgröße, Größe und Form der Kristalle (Page beschreibt sie als „truncate bipyramidal“, was „geformt wie zwei aufeinandergesetzte Pyramidenstümpfe“ bedeutet) als auch die Gestaltung des Uroids anbelangt.

Eine wertvolle Hilfe zur Einordnung der Bewegungsformen der lobosen Gymnamöben ist der Schlüssel von Smirnov (1999). Danach fällt die hier beobachtete Form in die Kategorie „monotactic“: monopodial; Körper mehr oder weniger zylinderförmig mit rundem Querschnitt, keine seitlichen Runzeln (Falten). Keine Art mit adhäsivem Uroid.

Auch diese Kategorisierung führt zu einer Gruppe von Gattungen, unter welchen auch *Saccamoeba* ist. Die anderen dieser Kategorie zugeordneten Gattungen können durch Krite-

rien wie Größe, Uroidform sowie Gestalt und Größe der hyalinen Kappe ausgeschlossen werden. Wie die vorstehenden Bilder zeigen, kann *Saccamoeba* ihre Gestalt von sternförmig (welche auch die Schwebeform im Freiwasser darstellt) über länglich bis birnenförmig ändern. Dabei ist auch zu bemerken, dass in einigen Erscheinungsformen das Uroid nur in Ansätzen sichtbar wird.

Amöbenart unsicherer Zuordnung

Nun noch ein paar Aufnahmen von einer Amöbe, die noch nicht genauer zugeordnet werden kann (Abb. 17). Die Schichten sind mit einem Planapo 63/1,4 und differentiellem Interferenzkontrast aufgenommen; die Höhenabstände von Bild zu Bild wurden minimal gehalten; die Ausdehnung des Organismus in der z-Achse war sehr gering; der Durchmesser lag bei 20 µm.

Es könnte sich um eine Art der Gattung *Cochliopodium* handeln, wenn man auf dem Rücken Schuppen ausfindig machen könnte (auf den Bildern hier sind die nicht zu sehen; während der Beobachtung waren sie mir ebenfalls nicht aufgefallen). Ohne Schuppen läge die Eingruppierung in die Gattung *Gocevia* nahe. Nach Auskunft von Ferry Siemensma (persönliche Mitteilung) passt *Cochliopodium minutum* gut zum Erscheinungsbild. Dessen Silikatschuppen sind sehr zart, wie Elektronenmikroskop-Bilder zeigen (Kudryavtsev, 2006).

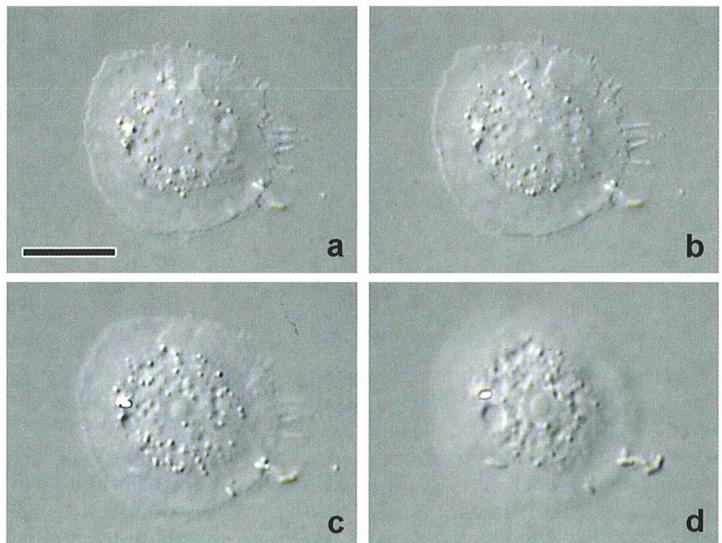


Abb. 17: Amöbe unsicherer Zuordnung (vermutlich der Gattung *Cochliopodium* oder *Gocevia* angehörend). Die höchste Fokusebene (Bild rechts) zeigt einen bläschenförmigen Kern, dessen Aussehen sehr dem bei *Pyxidicula* ähnelt.

Auch Sonnentierchen bevölkern das Neuston

Nach den interessanten Entdeckungen im Oberflächenhäutchen meiner Probenschale war ich gespannt, ob sich noch mehr Ungewöhn-

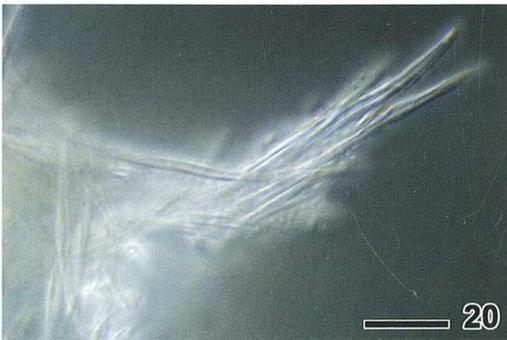
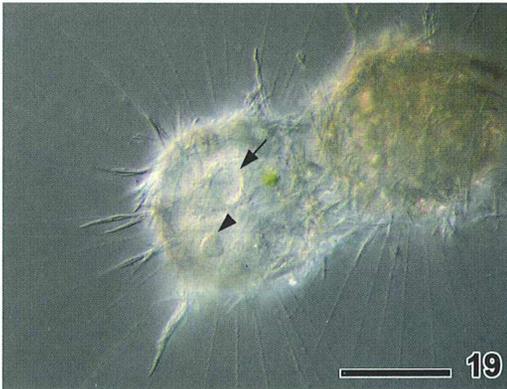
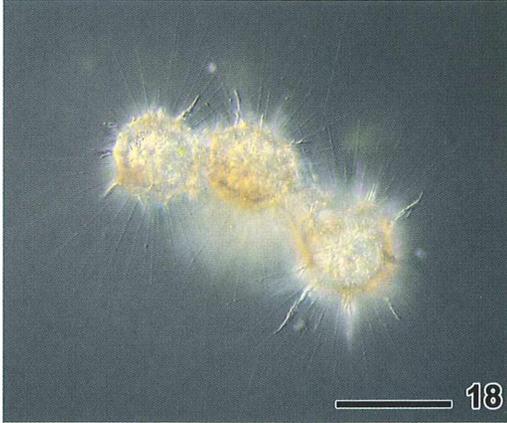


Abb. 18: Fressgemeinschaft des Sonnentierchens *Raphidiophrys pallida*. Maßbalken 100 μm . – **Abb. 19:** Ausschnitt mit Darstellung des Kerns (Pfeilkopf) und der kontraktiven Vakuole (Pfeil). Maßbalken 50 μm . – **Abb. 20:** Die Spiculae recken sich bei *Raphidiophrys* auch ein Stück an den Axopodien entlang. Maßbalken 10 μm .

liches finden ließe. In der Nähe eines weiteren Chitinteils einer Mücke waren mit bloßem Auge kleine helle Punkte zu sehen. Unter der Präparierlupe entpuppten sich die Pünktchen als zwei Fressgemeinschaften von *Raphidiophrys pallida* (Kreutz und Foissner, 2006; Page und Siemensma, 1991) (Abb. 18).

Raphidiophrys-typisch stecken viele, 10–30 μm lange, nadelförmige Silikatschuppen (Spiculae) tangential in einer Schleimhülle (Abb. 19). Diese dicke Schuppenschicht streut das Licht sehr stark (Abb. 20). Es war deshalb nicht leicht, eine einigermaßen klare Sicht auf den Centroplast und den Kern zu bekommen. Der Centroplast ist Ursprung und Organisationszentrum der Mikrotubuli, welche in Bündeln die Axopodien, die strahlenförmigen Scheinfüßchen der Heliozoen, stabilisieren. Dieses Gebilde ist bestimmend für die Ordnung Centrohelidae, zu welcher auch die Gattung *Raphidiophrys* gehört.

Vorticella in Teilung

In unmittelbarer Nähe der *Raphidiophrys*-Gruppen waren einige Glockentierchen der Gattung *Vorticella* an das Chitinteil angeheftet. Eines baumelte mit seinem Köpfchen zwischen den Axopodien der Heliozoen und klappten nach Kollision mit den Axopodien manchmal für kurze Zeit ihr Peristomfeld ein. Ich nahm an, dass sich die Vorticellen lediglich wegen der Enge unter dem Deckglas innerhalb der Heliozoenstrahlen befanden, sich also zwischen diesen mit gefährlichen Extrusomen (knötchenförmige Beutefang-Organellen) bewehrten, starren Pseudopodien nicht wohl fühlten. Abbildung 21 zeigt, dass das Peristomfeld vollständig eingefahren ist. Dies ist ein mir gewohntes Bild, wenn die Zelle sich anschickt, einen Schwärmerkranz auszubilden, um eine ungemütliche Stelle zu verlassen. Nach meiner Annahme war dies hier der Fall und ich schwenkte zu den *Raphidiophrys* und den Pyxidiculen, mit denen ich mich in jenem Moment hauptsächlich beschäftigte. Eine Umwandlung einer *Vorticella* zum Schwärmer nebst Ablösung von ihrem Stiel hatte ich schon mehrfach gesehen und auch bereits fotografisch dokumentiert. Ich hatte mich gründlich verrechnet. Peritrichen klappen ihr Peristom auch dann ein, wenn sie sich teilen wollen. Als ich zufällig etwa 40 Minuten später mit dem Objektiv wieder in die

Zone dieser *Vorticella* kam, konnte ich mich kurz ärgern, da ich sah, dass der größte Teil der Zellteilung bereits durchgeführt war. Dann hieß es, wenigstens den Rest zu dokumentieren. Es dauerte immerhin noch circa 90 Minuten, bis der Schwärmer den Stiel wie eine Rakete verließ.

Der Umbau zum Schwärmer

In Abbildung 22 sieht man beim Schwärmer bereits den Ansatz des basalen Wimpernkranzes (Telotroch), etwa in der Mitte des konischen Teils des Zellkörpers. Es bildet sich eine wulstige Einschnürung im Cortex (die kompliziert aufgebaute Zellohülle der Ciliaten), aus welchem langsam Cilien sprießen, welche dann den Vortrieb in der Schwärmerphase liefern. Ab Abbildung 23 ist der Ringwulst deutlich zu sehen. Die Positionierung der Vorticellen in der Axopodienregion von *Raphidiophrys* wird

ebenso ersichtlich. Erstaunlich war für mich zu beobachten, wie beide Zellen sich synchron anschickten, den Wimpernkranz ihres Peristoms auszufahren. Während dies für die Zelle, welche den Stiel behält, durchaus sinnvoll ist, muss die andere Zelle, die zum Schwärmer wird, das Peristomfeld zum Schwärmen wieder einklappen. So war in der Folgezeit auch zu beobachten, dass der Schwärmer wieder begann, sich abzurunden und den Wimpernkranz des Peristoms einzuklappen. Abbildung 24 zeigt den Telotroch schon deutlich ausgebildet, die Cilien sind bereits fast 5 µm lang. Zu jener Zeit wallte das Cilienband langsam, teils zuckend, mit einer Periode von vier bis fünf Sekunden. Schlussendlich wuchsen die Cilien bis auf eine Länge von circa 8 µm aus. Die anfänglich recht ataktischen Schlagbewegungen der Cilien (sehr un rundes Wallen des Wimpernkranzes) wurden mit der Zeit zunehmend koordinierter und schneller; das Telotrochband wallte einmal pro Sekunde.

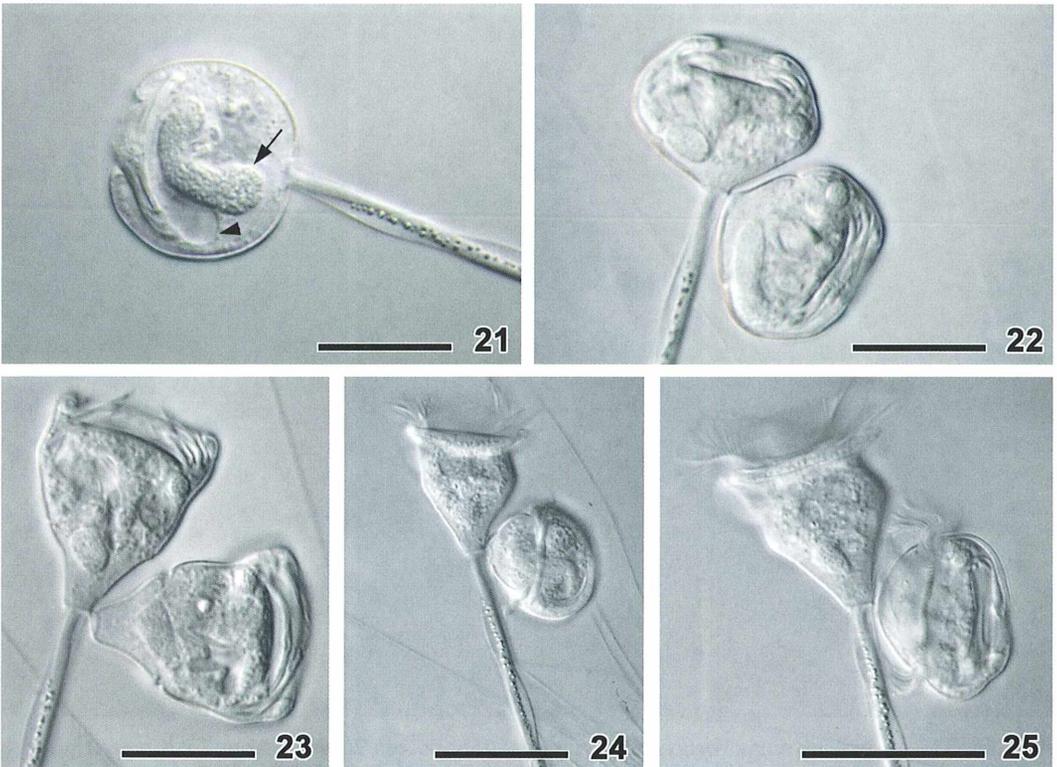


Abb. 21–25: Teilungsvorgang beim Glockentierchen *Vorticella*. Maßbalken 25 µm. – Abb. 21: Kurz vor der Teilung. Makronucleus (Pfeil) und kontraktile Vakuole (Pfeilkopf). – Abb. 22: Kurz nach der Teilung. – Abb. 23: Der Wimpernkranz entsteht beim Schwärmer. – Abb. 24: Der Schwärmer hat sich abgekugelt. – Abb. 25: Schwärmer kurz vor Verlassen des Stiels.

Etwas später ließen sich die schnellen Bewegungen der Wimpern nicht mehr einzeln verfolgen. Der Schwärmer riss heftig an der fadenförmigen Verbindung und kurze Zeit später hatte er sich gelöst.

Eine symbiotische Wohngemeinschaft?

Ich habe die Vorticellen im Umfeld der beiden *Raphidiophrys*-Fressgemeinschaften insgesamt ungefähr zwei Stunden beobachtet, nicht nur die sich teilende Zelle. Ich kann mir nach den Eindrücken aus dieser Beobachtungszeit gut vorstellen, dass *Vorticella* aktiv die räumliche Verbindung mit *Raphidiophrys*-Zellen eingeht, denn sie stießen relativ häufig an die Axopodien, die ihrerseits aber niemals mit Transport von „Fangplasma“ mit seinen explosiven Extrusomen an die Reizstellen antworteten. Im Axopodienraum genießen die Vorticellen Schutz und der Wasserstrom, den ihre Peristomfelder

erzeugen, ist ja potenziell auch für die Heliozoen von Vorteil. So könnte es sich hier um eine symbiotische Wohngemeinschaft handeln.

Wenn ein Schwärmer Wurzeln schlägt

Die Landung eines Vorticellenschwärmers mit nachfolgender Entwicklung des Stiels ist ebenfalls ein interessantes Schauspiel. Im Schwärmerzustand bewegt sich die Zelle so, dass das eingeklappte Peristom nach hinten zeigt. Stößt die Zelle während ihres Unterwasserflugs an ein für die Anheftung geeignetes Substrat, beginnt sie sich – stabilisiert durch den Vortrieb des Telotrochs – an einen Punkt der Unterlage zu drücken. In dieser Phase sieht der Schwärmer wie ein Brummkreisel aus, der etwas zu wenig Schwung hat und deshalb leicht zu torkeln beginnt. Nach wenigen Minuten hat sich das Stiel-Initial gebildet. Ist die Anheftung stabil, hören die Wimpern des Telotrochs auf zu

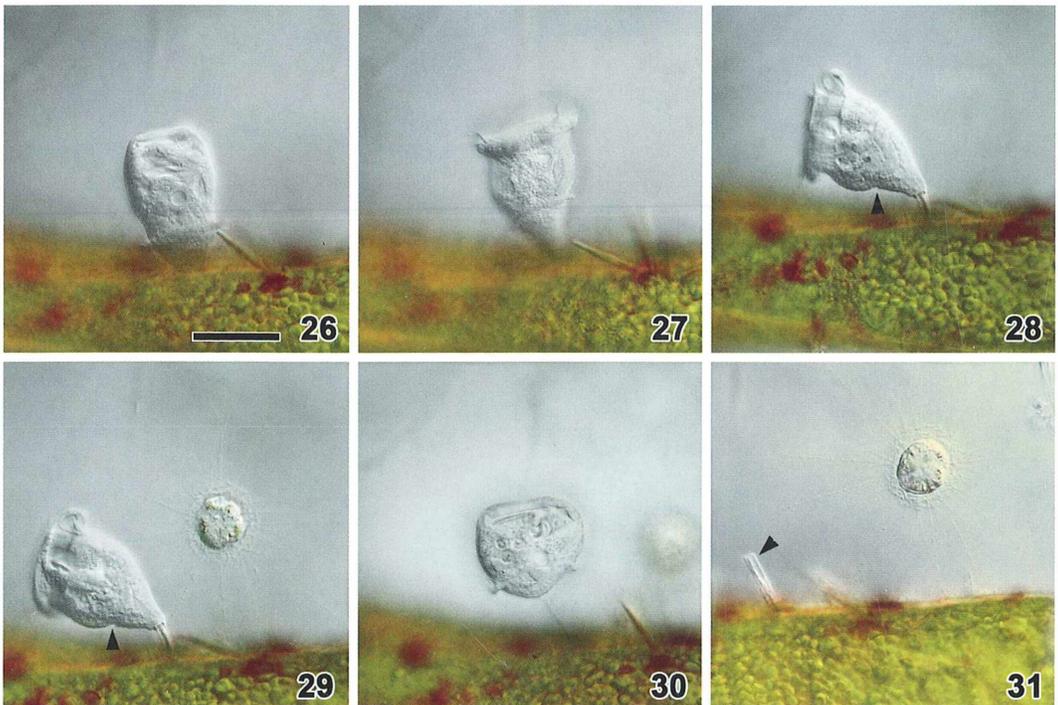


Abb. 26–31: Ansiedlung eines *Vorticella*-Schwärmers. Maßbalken 25 μm . – Abb. 26: Kurz nach dem Ansetzen auf dem Substrat. – Abb. 27: Nach 8 Minuten: Der initiale Stiel ist gebildet, der Telotroch bildet sich zurück. – Abb. 28: Nach 17 Minuten: Die Kerbe (Pfeilkopf) stellt den Rest des Telotrochs dar. – Abb. 29: Nach 50 Minuten: Initiale Kerbe des Telotrochs (Pfeilkopf) wieder sichtbar. – Abb. 30: Nach 90 Minuten: Der Wimpernkranz ist erneut entstanden. – Abb. 31: Nach 100 Minuten: Der zurückgebliebene Stiel (Pfeilkopf) und *Raphidocystis tubifera*.

schlagen. Ihre Rückbildung beginnt sehr rasch, es dauert aber einige Zeit, bis der Telotroch-Wulst vollständig zurückgebildet ist. Die Abbildungen 26 bis 31 zeigen einen gesamten Zyklus vom Auftreffen des Schwärmers auf das Substrat über die Anheftung, die Ausbildung des Stieles bis hin zur erneuten Umwandlung in einen Schwärmer, der sich schlussendlich – den Stiel zurücklassend – entfernt.

Schlusswort

Die Serie der mikroskopischen Reisebeschreibungen von Hiddensee soll hiermit vorerst ein Ende finden. Da uns bisher jede gemeinsame Woche auf dieser Insel spannende und berichtenswerte Einblicke in die Kleinlebewelt beschert hat, ist es sehr wahrscheinlich, dass in den nächsten Jahren noch der eine oder andere Bericht über mikroskopisches Leben auf und um Hiddensee im MIKROKOSMOS erscheinen wird.

Literaturhinweise

- Bettighofer, W.: Mikroskopische Streifzüge auf Hiddensee. Teil 3: Der Amöbenteich. Mikrokosmos 99, 100–107 (2010).
- Bovee, E.: The lobose amebae IV: A key to the order Granulopodida Bovee and Jahn 1966, and description of some new and little-known species in the order. Arch. Protistenkd. 114, 371–403 (1972).
- Fott, B.: Algenkunde. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1959.
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd ed. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Kreutz, M., Foissner, W.: The *Sphagnum* ponds of Simmelried in Germany. Shaker Verlag, Aachen 2006.

- Kudryavtsev, A.: "Minute" species of *Cochliopodium* (Himatismenida): Description of three new fresh- and brackish-water species with a new diagnosis for *Cochliopodium minus* Page, 1976. Europ. J. Protistol. 42, 77–89 (2006).
- Meisterfeld, R.: Order Arcellinida Kent 1880. In: Lee, J., Leedale, G., Bradbury, P. (eds.): The illustrated guide to the protozoa, 2nd edition, pp. 827–860. Society of Protozoologists, Lawrence (Ka.) 2002.
- Mrva, M.: Observations on morphology of insufficiently known amoebae *Saccamoeba wellneri* Siemensa, 1987 and *Saccamoeba limna* Bovee, 1972 (Gymnamoebia: Hartmannellidae). Biologia 62, 315–319 (2007).
- Page, F. C.: An illustrated key to freshwater and soil amoebae. Freshwater Biological Association, Ambleside 1976.
- Page, F. C., Siemensa, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Preston, T.: The water-air interface: a microhabitat for amoebae. Europ. J. Protistol. 39, 385–389 (2003).
- Rainer, H.: Urtiere, Protozoa. Wurzelfüßler, Rhizopoda. Sonnentierchen, Heliozoa. Systematik und Taxonomie, Biologie, Verbreitung und Ökologie der Arten der Erde. In: Peus, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeres- teile nach ihren Merkmalen und nach ihrer Lebensweise. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1968.
- Röttger, R.: Wörterbuch der Protozoologie. In: Foissner, W. (ed.): Protozoological Monographs, Vol. 2. Shaker Verlag, Aachen 2003.
- Siemensa, F. J.: De nederlandse naaktamoeben (Rhizopoda, Gymnamoebia). Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Hoogwoud 1987.
- Smirnov, A.: An illustrated list of basic morphotypes of Gymnamoebia (Rhizopoda, Lobosea). Protistology 1, 20–29 (1999).

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

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken lädt ein zum Treffen im Biozentrum der Universität Würzburg (Gerbrunn-Hubland). Gäste sind immer herzlich willkommen.

Termin: Samstag, der 9. Oktober 2010

Treffpunkt: Letzter Parkplatz an der Rückseite des Gebäude-Komplexes vom Bio-Zentrum

Vorgesehene Themen:

- Rudolf Bauer: Symmetrie und Fraktale
Rudolf Bauer: Fotografie von Spiegelglanzmünzen
PD Dr. Rainer Wolf: Makro-Video
Dr. Johannes Mathyl: Durchlicht-Fluoreszenz

- Dr. Klaus Herrmann: Auflicht-Fluoreszenz
Ernst Hippe: Schräges Auflicht
Klaus Deckart: Seifenhäute
Joachim Stanek: Querschnitte von Seeigelstacheln
Friedrich Thomann: *Tillandsia*

Mikro-Lyrik

Plankton-Gedicht

Unser Autor Dr. Jürgen Ibs aus Lübeck schrieb uns: *Bei den Arbeiten für den nächsten historischen Artikel, den ich demnächst für den MIKROKOSMOS vorschlagen möchte, bin ich auf ein kleines Gedicht gestoßen, das vielleicht den Abdruck in der Rubrik Mikro-Lyrik lohnt. Wir sind der Meinung: Ja, es lohnt den Abdruck.*

Das Gedicht stammt von Otto Zacharias (1846–1916). Zu diesem Gelehrten kann man bei Wikipedia nachlesen: *Er studierte in Leipzig unter anderem Mathematik, Philosophie und Zoologie und arbeitete im Anschluss daran als Privatgelehrter in Italien. Viele Jahre arbeitete er als Journalist, wobei er sich vorwiegend der populärwissenschaftlichen Vermittlung komplexer Themen der Biologie widmete. Hierfür pflegte er über lange Zeit die Korrespondenzen mit führenden Wissenschaftlern und Schriftstellern in Preußen sowie im europäischen und außereuropäischen Ausland. Unter ihnen: Ernst Haeckel, Charles Darwin, Rudolf Virchow, Joseph Kürschner und Wilhelm Bölsche. 1891 konnte Zacharias mit finanzieller Unterstützung der preußischen Regierung und mehrerer Privatleute am Plöner See die erste „Biologische Station“ für Süßwasserforschung auf deutschem Boden als privates Forschungsinstitut gründen. Vorbild hierfür war die 1870 von Felix Anton Dohrn gegründete und zur damaligen Zeit bereits überaus anerkannte Zoologische Station in Neapel. Als Direktor informierte Zacharias ab 1893 in den Forschungsberichten, die ab 1905 Archiv*

für Hydrobiologie und Planktonkunde hießen, über die Tätigkeiten der Plöner Station. In so genannten „Ferienkursen“ schulte Zacharias Lehrer, Interessierte und Laien in der Arbeit mit dem Mikroskop. Die Station wurde später von August Thienemann geleitet. Nicht mehr im historischen Gebäude, wohl aber in Plön, ist die Nachfolgeinstitution Max-Planck-Institut für Limnologie, die im April 2007 in Max-Planck-Institut für Evolutionsbiologie umbenannt wurde, noch heute ansässig.



Abb. 1: Die Abbildung stammt aus dem 1907 erschienenen Buch *Das Plankton* von Otto Zacharias. Die Originalunterschrift lautet: **Auffischen von Plankton von einem Anlegesteg aus.**

Zacharias beschäftigte sich also vor allem mit Süßwasserplankton. Sein 1907 erschienenes Buch galt seinerzeit als das Lehrbuch zum Thema Plankton schlechthin. In dem hier nun wiedergegebenen Gedicht, das 1903/1904 im 27. Jahresbericht des *Central-Fischerei-Vereins für Schleswig-Holstein* auf den Seiten 175/176 erschien, gibt er jungen Teichwirten Tipps zum Fangen von Plankton und weist – in der Zeit

der Hochindustrialisierung – auf den Zusammenhang zwischen Fischerei, Plankton und Umweltverschmutzung hin, gegen die er protestiert. In Preußen wurde gerade die Erlaubnis zur Einleitung von Industrieabwässern in Flüsse gefordert. Ein zweites Gedicht, das im Zusammenhang mit dem hier abgedruckten entstand, wendet sich noch eindringlicher dagegen, hat aber mit Mikroskopie nichts mehr zu tun. Es kritisiert die Einführung der so genannten Opferstrecke, das heißt, dem Teil eines Flusses, welcher der Einleitung von ungeklärten Industrieabwässern geopfert werden sollte.

*Merke Dir zunächst, mein Sohn,
Plankton spricht man – nicht Planktön!
Auch ist's falsch, daß auf Honkong
Manche reimen gar „Planktong“.*

*Alles was im Wasser lebt,
Völlig frei flottiert und schwebt,
Willenlos umher sich treibt:
Als „planktonisch“ man beschreibt!*

*Wer darüber schon gelesen,
Weiß, das kleine Pflanzenwesen
Tausendfach im Teiche grünen,
Dem Getier zur Nahrung dienen.*

*Wie sie heißen – Nebensache!
Das gehört zum botan'schen Fache.
Nur dies führt euch zu Gemüte:
Algenfüll' ist „Wasserblüte“!*

*Außerdem gibt's Planktontiere,
Davon merkt hauptsächlich viere:
Hüpferring (Cyclopiden),
Wasserflöhe (Daphnoiden),
Rotatorien, Flagellaten,
Die, wenn's warm ist, wohl geraten! –*

*Davon lebt der junge Fisch,
Reich gedeckt ist stets sein Tisch,
Und in diesem Teichgewimmel
Schwimmt er glücklich wie im Himmel!*

*Hört nun jetzt mit Petri Gruß,
Wie man Plankton fischen muß:
Dazu sind vor allem wichtig
Gazenetze, fein und tüchtig!
Denn die Tierchen schlüpfen noch
Durch das aller kleinste Loch! –*

*Wer nicht mit dem Preise knickert,
Kaufe sich ein Netz bei Zwickert!:
Dieser Herr ist schon seit Jahren
Grad im Netzbau wohlerfahren.*

*Führt den Beutel an der Leine
Abends bei Laternenscheine
Durch des Teiches dunkle Flut –
Zehn Minuten, dann ist's gut! –*

*Schon nach dieser kurzen Frist
Staunt ihr, was gefangen ist:
Tausend winz'ge Krabbelmätze
Habt ihr dann in eurem Netze!*

*Dieses muß euch baß belehren,
Wie die Tierchen sich vermehren,
Falls nicht trübe, gift'ge Brühe
Stört sie bei der Liebesmühe;*

*Fluch drum allen Schmutzwässern,
Petrus droben mag es bessern,
Daß die liebe Industrie
Nicht vertilgt das Planktonvieh!*

Literaturhinweis

Zacharias, O.: Das Plankton als Gegenstand der naturkundlichen Unterweisung in der Schule – Ein Beitrag zur Methodik des biologischen Unterrichts und zu seiner Vertiefung. Verlag von Theod. Thomas, Leipzig 1907.

Redaktion MIKROKOSMOS

Mikro-Markt

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

Liste anfordern (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskopische Technik.

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

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

Fruchtexplosion und Samenausschleudern beim Kleinblütigen Springkraut *Impatiens parviflora*

Teil 2: Stroboskopische Messungen und Rechnungen zum Samenausschleudern

Werner Nachtigall

Bau und Funktion der Explosionsfrucht wurden in der vorhergehenden Arbeit beschrieben. Die Ausschleuderbewegungen konnten weiterhin mit Stroboskopaufnahmen dokumentiert und physikalisch ausgewertet werden. Dabei wurde auch die Anfangsgeschwindigkeit der Samen bestimmt, ihre Beschleunigungen und Widerstandsbeiwerte berechnet und ihre ballistischen Bahnen aufgenommen.

In Abbildung 1a ist ein Schema der Untersuchungseinrichtung skizziert. Eine angenähert reife Frucht (F) wurde im Lichtkegel eines Stroboskops (St) vor einer mit schwarzem Papierfilz beklebten Hintergrund-Kammer oder -Fläche (Hi) mit dem Fruchtstiel an einer Krokodilsklemme (K) fixiert. Ein gegenüber angebrachter Hohlspiegel (H) sorgte für eine Gegenbeleuchtung. Das Stroboskop Voltcraft Digital DT 2269, konstruiert für die berührungslose Drehzahlbestimmung von Maschinenteilen, wurde genau auf seine maximale Blitzfrequenz von 250 s^{-1} eingestellt. Hierbei betrug die Einzelblitzzeit $60 \mu\text{s}$ ($1/17.000 \text{ s}$), so dass die raschen Explosionsvorgänge „eingefroren“ werden konnten.

Registrierungen

Der Nachteil der relativ geringen Blitzintensität konnte durch die Verwendung höher empfindlicher Filme (bis ASA 400) und eines Objektivs höchster Lichtstärke (Olympus Zuiko Auto-S 5,5 cm, 1:1,2) ausgeglichen werden. Die Belichtungszeit war auf $1/8$ oder $1/4 \text{ s}$ eingestellt, der Maßstab auf etwa 1:4 bis etwa 1:1. Zusammen mit dem Kameraauslöser wurde ein „Schnapp-“ oder „Schussapparat“ (S) betätigt, bestehend aus einem dünnen Stahlband und einer Zugfeder. Das Ende des Stahlbands wurde

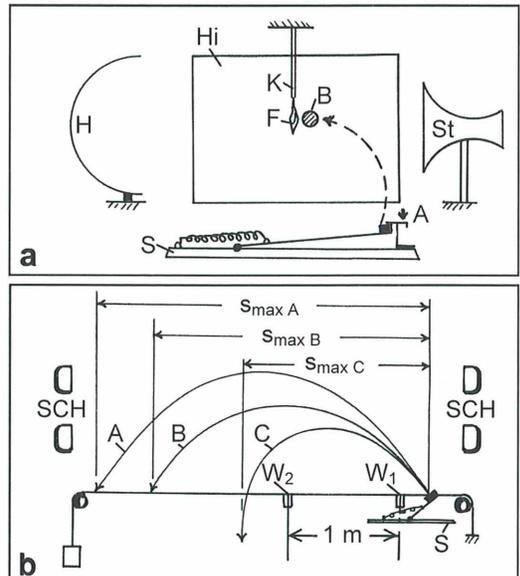


Abb. 1: Schemata der experimentellen Anordnungen. a Registrierung von Explosionsvorgängen. b Registrierung von ballistischen Bahnen. Hierbei A Wurfparabel für $\alpha = 45^\circ$ im Vakuum, B durch Luftwiderstand verkürzte ballistische Bahn, C verkürzte ballistische Bahn bei sehr hohem Widerstand, übergehend in Bahn des freien Falls (Erklärung der sonstigen Bezeichnungen siehe Text).

zunächst von einer Arretiereinrichtung (A) festgehalten. Nach deren Auslösung berührte das Stahlbandende die Frucht beim Vorbeischnellen leicht und brachte sie so zur Explosion.

Da sich die Blitzbilder der Aufrollvorgänge überlappen, hat sich auch folgendes Verfahren bewährt: Das Ende des Stahlbands prallt auf einen einseitig gelagerten Bolzen (B), an dessen anderer Seite die Frucht anlehnt oder im Abstand von knapp 1 mm gelagert ist. Der ausschwingende Bolzen setzt die Frucht in seitliche Schwingungen (Abb. 2a, nicht explodierendes Exemplar). Hierbei explodiert sie im Allgemeinen, so dass zufällig erfasste Aufrollphasen räumlich etwas getrennt abgebildet werden. Einige Explosionsdokumentationen sind in der Abbildung 2 zusammengestellt. Für die Bestimmung der Anfangsgeschwindigkeit der Samen wurde ein kleinerer Ausschnitt von circa 9 cm Bildbreite gewählt. Die dunklen Samen sind gegen den schwarzen Hintergrund noch einigermaßen zu erkennen.

Nachdem die Anfangsgeschwindigkeit v_0 bekannt war, wurde der Schnappapparat als Schussapparat verwendet und in etwa auf v_0 eingestellt. Er trug dann am Federende einen kleinen Block mit einer Einbohrung, in der ein Samen gelagert werden konnte. Zur besseren Reflexion wurden die Samen teils weiß gefärbt und gegen dunklen Hintergrund in etwa horizontal abgeschossen; die Registrierung des anfänglichen Flugbahnteils erfolgte senkrecht zur Flugbahn (Abb. 3a, b). Hieraus konnte der Verlauf der Anfangsgeschwindigkeit und das Trudeln der Samen über eine größere Bahnstrecke entnommen werden.

Schließlich wurden die ballistischen Flugbahnen der Samen, vom Abschleudern bis zum Auftreffen auf gleicher Höhe, nachts im Freien registriert. Im Licht von vier 2-kW-Scheinwerfern (SCH in Abb. 1b) wurde der Samen mit dem Schussapparat unter einem Winkel von 30° zur Horizontalen (gekennzeichnet durch eine gespannte Schnur) abgeschossen. Vor der Kamera rotierte eine Lochscheibe, welche die ballistische Flugbahn des Samens in Einzelstücke von 0,018 s Dauer zerhackte, so dass daraus und über zwei mitfotografierte Wegmarken (W_1 und W_2) von 1 m Abstand die momentanen Werte für die Bahngeschwindigkeit v_{Bahn} bestimmbar waren. Daraus konnten die momentanen Vertikal- und Horizontalgeschwindigkeiten $v_v = v_{\text{Bahn}} \sin \alpha$ und $v_h = v_{\text{Bahn}} \cos \alpha$ (α lokaler Bahnneigungswinkel gegen die Horizontale) berechnet werden.

Ergebnisse

Es wurden zunächst die Aufrollvorgänge und die mechanische Abschleuderung der Samen untersucht. In einem zweiten Ansatz wurde die Anfangsgeschwindigkeit der Samen am Objekt und mittels des Schussapparats bestimmt sowie der Wert für die Beschleunigung eingengt. Drittens wurden ballistische Flugbahnen der Samen registriert und der Verlauf ihrer Bahngeschwindigkeit v_{Bahn} sowie ihrer horizontalen und vertikalen Geschwindigkeitskomponenten v_v und v_h dargestellt und als Funktion der Zeit diskutiert. Unter Einbeziehung der Funktion $v_h^{-1}(t)$ wurde schließlich auf die Größe des Widerstandsbeiwerts c_w der Samen geschlossen.

Anfangsgeschwindigkeit der Samen

Bei Stoßvorgängen kann ein angestoßener Körper nur während der – meist sehr kurzen – Anstoßzeit eine Beschleunigung erfahren, während derer er mit dem anstoßenden Körper in Kontakt ist. Am Ende dieses Kontakts besitzt der die Geschwindigkeit $v_{\text{Stoß}}$. Sie ist vergleichbar mit der Mündungsgeschwindigkeit eines Geschosses, welches das Rohr verlässt. Unmittelbar danach beginnt die abbremsende Wirkung des Luftwiderstands, der quadratisch mit der Geschwindigkeit steigt, also bei der großen Geschwindigkeit $v_{\text{Stoß}}$ auch hoch ist, so dass der wegfliegende Körper rasch verzögert. Die aus der ersten registrierbaren Wegstrecke des freien Flugs berechenbare Geschwindigkeit wird hier Anfangsgeschwindigkeit v_0 genannt. In der Regel ist $v_0 \ll v_{\text{Stoß}}$. Der Körper verzögert dann unter der Wirkung des Luftwiderstands weiter, während er seinen „Flugweg“ abspult.

Anfangsgeschwindigkeit (gemessen am Original)

Von etwa 100 Ansätzen waren auf sieben Registrierungen von explodierenden Früchten Samen zu erkennen, die zufällig scharf waren und folglich genau senkrecht zur optischen Achse abgeschleudert worden sind. Dies ist präzise zu sagen, da bei den Aufnahmebedingungen die Schärfentiefe geringer als 1 mm ist. Bei den großen Maßstäben setzten sich die Bahnen stets aus nur wenigen Blitzbildern zusammen. Aus 24 auswertbaren Zwischenräumen zwischen

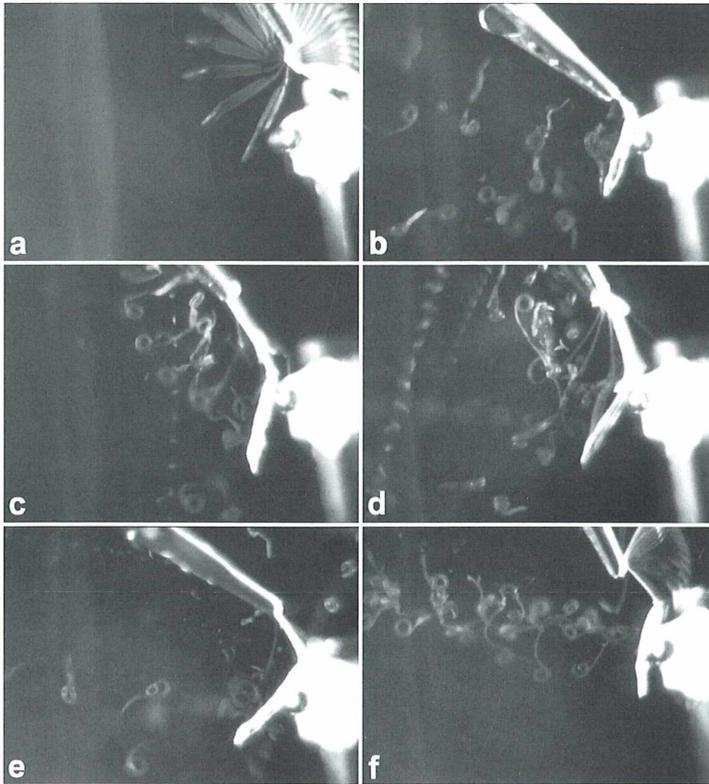


Abb. 2: Stroboskopische Registrierungen von Explosionen und Samenabschleuderungen. Unterschiedlicher Maßstab; die Frucht ist etwa 2,5 cm lang. Blitzabstand 1/250 s (4 ms). a Umschwingen nach Anstoßen, ohne Explosion. b–d Explosion je eines Exemplars von *Impatiens parviflora*. e und f Explosionen je eines Exemplars von *I. balsamina*.

zwei Blitzen (Blitzabstand 1/250 s), die über einen mitfotografierten Maßstab auf „Meter in der Natur“ Δs_{Natur} umrechenbar waren, lassen sich die Momentangeschwindigkeiten berechnen zu $v = \Delta s_{\text{Natur}} \text{ (m)} / (1/250 \text{ (s)}) = 250 \Delta s_{\text{Natur}} \text{ (m s}^{-1}\text{)}$. Die daraus berechnete mittlere Geschwindigkeit wird als Anfangsgeschwindigkeit v_0 angesehen. Es ergab sich:

$$v_{0 \text{ Samen}} = 3,28 \text{ (m s}^{-1}\text{)} \pm 0,89 \text{ (m s}^{-1}\text{)} (\pm 26,68\%); n = 24$$

Auf insgesamt 11 Registrierungen konnten über 31 Abstände in gleicher Weise eine ähnlich große Anfangsgeschwindigkeit der aufgerollten und bereits wegspritzenden Karpelle bestimmt werden. Es ergab sich (Mittelwert und Standardabweichung):

$$v_{0 \text{ Karpelle}} = 3,89 \text{ (m s}^{-1}\text{)} \pm 0,88 \text{ (m s}^{-1}\text{)} (\pm 22,11\%); n = 31$$

Der Unterschied der beiden Geschwindigkeiten ist statistisch hochsignifikant (t-Test, 5%-Niveau, Beispiel in Kesel et al., 1999), doch will

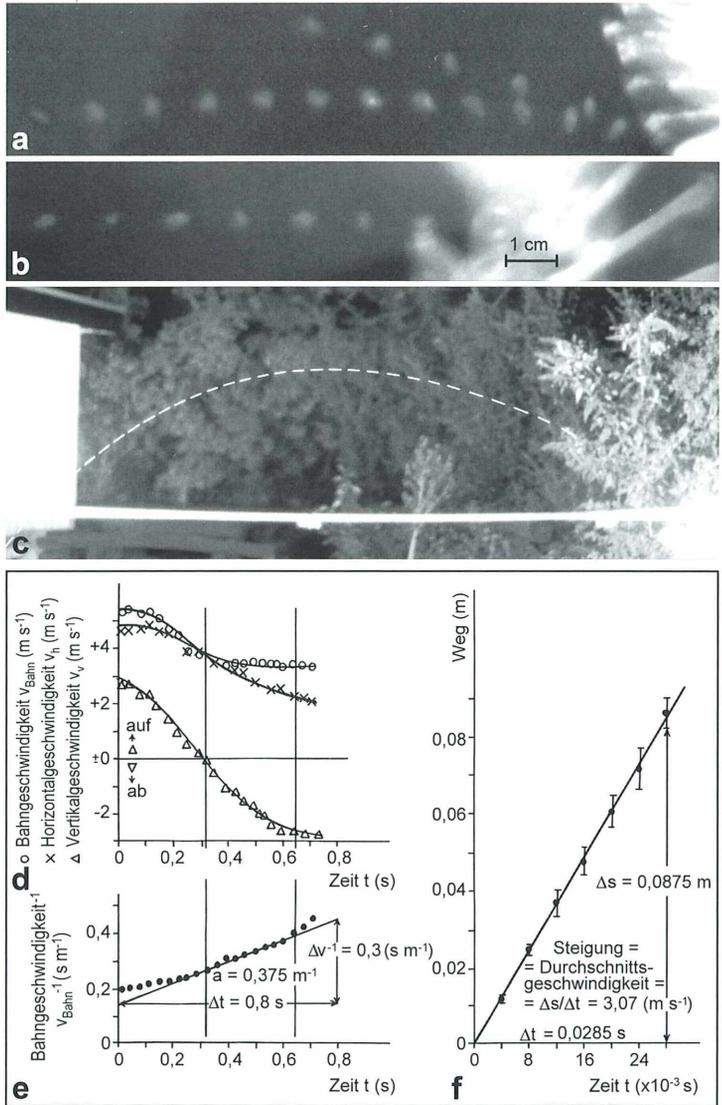
dies nicht viel besagen, da die Karpelle ab dem Moment des Zerfalls keine Beschleunigungsfunktion mehr haben.

Zum Vergleich wurden Anfangsgeschwindigkeiten beim Garten-Springkraut *Impatiens balsamina* bestimmt. Mit $n = 34$ Einzel-Blitzabständen bei sechs weggeschossenen Samen ergaben sich mit einer Anfangsgeschwindigkeit von $1,06 \pm 0,17 \text{ m s}^{-1} (\pm 15,69\%)$ deutlich kleinere Werte.

Anfangsgeschwindigkeit (gemessen mit dem Schussapparat)

Zur besseren Auswertung über einen größeren Flugbereich wurden teils weiß gefärbte Samen mit dem oben genannten Schussapparat mit möglichst gleicher Anfangsgeschwindigkeit über eine längere Messstrecke etwa horizontal abgeschossen. Aus 10 auswertbaren Aufnahmen (zwei Beispiele in Abb. 3a, b) mit jeweils acht Zwischenräumen zwischen zwei Blitzbildern ergaben die Zahlenreihen keine erkennbaren

Abb. 3: Bahnregistrierungen von experimentell abgeschossenen Samen und Auswertungen. **a** und **b** Zwei Beispiele für mit $v_0 \approx 3 \text{ m s}^{-1}$ etwa horizontal nach links abgeschossene ungefärbte Samen; **b** mit Trudelvorgängen des Samens. Abschussstelle rechts. Nullpunkt jeweils beim ersten merkbaren Blitzbild angesetzt. **c** Beispiel für eine ballistische Bahn. Abschussstelle rechts, Abschuss nach links. Horizontlinie und Maßstab: gespannte Schnur mit Ankleber (überbelichtet; Zwischenraum 1m). Zeitabstand zwischen zwei Streakeilen: 0,0174 s. **d** Auswertung einer Registrierung nach **c**; Zeitfunktionen der Bahngeschwindigkeit v_{Bahn} , der Horizontalgeschwindigkeit v_h und der Vertikalgeschwindigkeit v_v . **e** Bestimmung der Steigung a des Mittelabschnitts des Graphen $v^{-1}(t)$. **f** Bestimmung der Weg-Zeit-Funktion zur Berechnung von v_0 der Samen. Mittelwerte und Standardabweichungen für jeweils zehn Samen an acht Messpunkten eingezeichnet.



Tendenzen; die Bildabstände wurden während des Flugs durch die Messstrecke weder erkennbar kleiner noch größer. Die Samen haben also nicht beschleunigt (physikalisch unmöglich), aber auch nicht verzögert. Dies ist physikalisch zu erwarten, aber bei dem kleinen Bahnausschnitt ohne Registrierung der Ausgangssituation im Rahmen der Messgenauigkeit nicht erfassbar. Somit konnte eine etwa konstante Geschwindigkeit erwartet werden. Durch die Weg-Zeit-Auftragung der Mittelwerte mit eingezeichneten (einfachen) Standardabweichungen konnte denn auch zwanglos eine Aus-

gleichsgerade eingetragen werden (Abb. 3f). Es ergab sich gerundet eine im Mittel konstante Anfangsgeschwindigkeit von $v_0 = 3 \text{ m s}^{-1}$ und damit formal keine Beschleunigung. Im Einzelnen:

Weg-Zeit-Funktion $s(t)$, genau:
 $s \text{ (m)} = 2,98 \cdot 10^{-4} + 2,97 t \text{ (s)}$

Weg-Zeit-Funktion $s(t)$, gerundet (Fehler $\leq 1 \%$):
 $s \text{ (m)} = 3 t \text{ (s)}$

Geschwindigkeits-Zeit-Funktion $v(t)$
 (1. Abl. von $s(t)$): $s' = v = 3 \text{ (m s}^{-1}\text{)}$

Beschleunigungs-Zeit-Funktion $b(t)$
(2. Abl. von $s(t)$): $s'' = v' = b = 0$ (m s^{-2})

Ballistische Aspekte

Geht man davon aus, dass die Springkräuter ihre Samen aus Verbreitungsgründen möglichst weit „über Grund“ schießen sollten, so wäre nach den physikalischen Gesetzen des Schiefen Wurfs bei jeder Wuchshöhe ein Abschusswinkel von $\alpha = 45^\circ$ der günstigste. In der Tat schießen die Explosionskapseln ihre Samen im Allgemeinen etwa unter $30\text{--}50^\circ$ schräg nach oben ab. Im Bestand hängen die Früchte senkrecht oder stehen etwas schräg, kaum mehr jedoch als 45° ; angenäherte Horizontallagen kommen wegen der schweren Frucht und des dünnen Fruchstiels kaum vor. Ob dies bereits eine Anpassung an eine möglichst große Schussweite bedeutet, sei dahingestellt. In der Literatur wird darauf hingewiesen, dass sich die Blüten zum Licht hin wenden und die Früchte etwa in der Blütenachse orientiert bleiben. Die Samen werden also vorzugsweise in die dunklere Gegenrichtung abgeschossen, wo sie wohl auch günstigere (feuchtere) Keimbedingungen vorfinden.

„Schussweiten“ und Flugbahnen der Samen

Im luftleeren Raum wäre die Flugbahn unter den genannten Bedingungen eine langgestreckte Parabel größter Basisstrecke beziehungsweise Schussweite s (Abb. 1b, Einzeichnung A). Die größte Schussweite berechnet sich in diesem Fall zu $s_{\text{max}} = v_0^2/g$, ist also unabhängig von der Masse des Geschosses.

Für die beiden gemessenen Anfangsgeschwindigkeiten beim Samenabschuss durch reale Früchte beziehungsweise durch den Schussapparat ergäben sich damit die folgenden Schussweiten:

$$v_{0 \text{ Frucht}} = 3,28 \text{ m s}^{-1} \rightarrow s_{\text{max Frucht}} = 1,10 \text{ m}$$

$$v_{0 \text{ Schussapp.}} = 2,97 \text{ m s}^{-1} \rightarrow s_{\text{max Schussapp.}} = 0,90 \text{ m}$$

Im luftleeren Raum könnte man für eine Überschlagsbetrachtung also mit einer Schussweite von rund 1 m rechnen. Im Vergleich mit der direkten Beobachtung erscheinen diese Werte eher gering. Es werden in der Literatur jedenfalls größere Anfangsgeschwindigkeiten und

Schussweiten angegeben, etwa 4 m s^{-1} und bis $3,4 \text{ m}$ (Schneider, 1935). Eine Erklärung für die Diskrepanz könnte darin liegen, dass bei Schneider eingetopfte Pflanzen spontan explodierten, bei denen sich ein maximaler osmotischer Druck „natürlich“ hat aufbauen können, Voraussetzung für ein hohes v_0 . „Völlig explosionsreife“ Früchte konnte ich dagegen nicht untersuchen; sie zerbersten auch bei vorsichtiger Handhabung sofort. Die von mir verwendeten „nahezu explosionsreifen“ Früchte verfügten möglicherweise noch nicht über den osmotischen Endwert.

Mit einer vielleicht maximal möglichen Geschwindigkeit von $v_0 = 5,3 \text{ m s}^{-1}$ ergäbe sich im Vakuum $s_{\text{max}} = 2,86 \text{ m}$. Um die Wirkung des Luftwiderstands zu testen, wurden ballistische Bahnen und die lokalen Bahngeschwindigkeiten mit der in Abbildung 1b skizzierten Methode registriert. Nach diesen Bahnregistrierungen mit $n = 7$ etwa gleichgroßen Samen, alle mit $v_0 = 5,3 \text{ m s}^{-1}$ unter einem Winkel von $\alpha = 30^\circ$ abgeschossen, betrug Mittelwert und Standardabweichung der Schussweite

$$s_{\text{max gemessen}} = 2,40 \pm 0,08 \text{ (m)} (\pm 3,32 \%).$$

Die erstaunlich geringe Standardabweichung spricht für einen stereotypen Bewegungsablauf; es reicht daher die Analyse eines Einzelbeispiels. Bei diesem war die gemessene Schussweite $s_{\text{max gemessen}} = 2,44 \text{ m}$. Zeichnet man die erste Bahnhälfte spiegelsymmetrisch zur zweiten, so ergibt sich eine Schussweite von $2,79 \text{ m}$; die zweite Bahnhälfte verläuft also stärker geneigt als die erste. Die Differenz von $0,35 \text{ m}$ (ca. 14% von $s_{\text{max gemessen}}$) gibt einen augenscheinlichen Hinweis auf die fortlaufend bremsende Wirkung des Luftwiderstands. Geschwindigkeitsauswertungen für dieses Beispiel stehen in Abbildung 3d und e. Die Wirkung des Luftwiderstands spiegelt sich darin in der stärkeren Abnahme von v_h im Vergleich zu v_{Bahn} in der zweiten Bahnhälfte, während sich v_v in den beiden Bahnhälften erwartungsgemäß etwa spiegelbildlich verhält.

Eine analytische Berechnung der ballistischen Bahnen wäre reizvoll. Sie führte aber zu nichtlinearen Differenzialgleichungen, die über Formelansätze nicht lösbar sind. Für eine numerische Lösung müssten die Momentanwerte der Bewegungsgleichungen bekannt sein, die das hier benutzte unaufwändige Verfahren nicht gibt.

Im Realfall wirkt der Luftwiderstand also deutlich bremsend, so dass sich die Wurfparabel bei gleicher Anfangsbahn zunehmend zu einer „ballistischen Kurve“ verzerrt, die sich unter der Wirkung zweier Kräfte ausbildet: Der Luftwiderstand bremst die Bahngeschwindigkeit zunehmend ab, während die Erdanziehung konstant weiterwirkt. Die ballistische Kurve wird dadurch zunehmend aufgestellt, biegt immer steiler nach unten ab (Abb. 1b, Einzeichnung B). Sollte sie am Ende vertikal auslaufen, was bei sehr hohem Widerstand und/oder an einem Steilhang möglich wäre (Abb. 1b, Einzeichnung C), so wäre ihre Fallgeschwindigkeit v_{Fall} dort nach der Beziehung $| \text{Widerstandskraft } F_{\text{W}} | ; | F_{\text{g}} | = | c_{\text{W}} \cdot A_{\text{St}} \cdot \frac{1}{2} \rho v^2 |$ (s.u.) konstant und betrüge $v_{\text{Fall}} = \sqrt{F_{\text{g}} / (c_{\text{W}} \cdot A_{\text{St}} \cdot \frac{1}{2} \rho)}$.

Dem Ideal einer möglichst großen Schussweite s_{max} könnte das ballistische System von *Impatiens* also auf dreierlei Weise nahe kommen. Zum Ersten sollte es einen Abschusswinkel von 45° einstellen. Zum Zweiten sollte es eine möglichst große Anfangsgeschwindigkeit v_0 einsetzen, das heißt, einen möglichst hohen Innendruck aufbauen. Und zum Dritten sollte es die Wirkung des Luftwiderstands möglichst gering halten. Dies Letztere kann aber nur durch einen möglichst kleinen Widerstandsbeiwert c_{W} des Samens bewerkstelligt werden.

Luftwiderstand der Samen

Die Widerstandsbeiwerte der Samen können aus allgemeinen strömungsmechanischen Analysen abgeschätzt werden. Eine Berechnung aus dem freien Fall (Endstrecke in Abb. 1b, Einzeichnung C) wäre möglich, gälte aber eben nur für diese, verbreitungsbiologisch nicht relevante Endstrecke mit ihrer relativ geringen Geschwindigkeit und ist deshalb unterblieben. Dagegen ist eine Berechnung über die Größe der Verzögerung möglich. Eine detaillierte Betrachtung führte stark in strömungsmechanische Details (Nachtigall, 2006). Deshalb ist hier nur eine appendixartige Kurzdarstellung gegeben.

Zunächst die nötigen Definitionen. Der Widerstandsbeiwert c_{W} ist der Proportionsfaktor in der allgemeinen Widerstandsgleichung „Widerstandskraft $F_{\text{W}} = c_{\text{W}} \cdot A_{\text{St}} \cdot \frac{1}{2} \rho v^2$ “. Hier enthalten sind die physikalischen Kenngrößen Widerstandskraft F_{W} (N), Stirnfläche des umströmten

Körpers A_{St} (m^2), Geschwindigkeit v (m s^{-1}), Luftdichte $\rho = 1,2$ (kg m^{-3} bei ca. 20°C). Wesentlich ist auch die Reynoldszahl $\text{Re} = v \cdot l \cdot \nu^{-1}$ mit den physikalischen Kenngrößen Geschwindigkeit v (m s^{-1}), Bezugslänge l (m), Kinematische Zähigkeit der Luft bei 20°C , $\nu = 1,5 \cdot 10^{-5}$ ($\text{m}^2 \text{s}^{-1}$). Der Widerstandsbeiwert ist eine Funktion der Reynoldszahl; im Bereich eher geringer derartiger Zahlen wird er mit sinkender Re-Zahl größer.

Zur Abschätzung des Widerstandsbeiwerts der Samen kann man wie folgt vorgehen. Ersetzt man den Samen im Gedankenversuch durch eine massengleiche Kugel, so hat diese einen Durchmesser von etwa 2,5 mm und damit eine Stirnfläche von rund 5 mm^2 . Bei der gemessenen Abschussgeschwindigkeit von rund 3 m s^{-1} ergäbe sich eine Reynoldszahl von $5 \cdot 10^2$. Bei dieser Re-Zahl hat die Kugel nach klassischen Messungen (mit biologischem Bezug zusammengestellt in Nachtigall, 1977) einen c_{W} -Wert von etwa 0,6. Wenn man den Samen in einem zweiten Schritt als Rotationsellipsoid vom Längen-Dicken-Verhältnis 2:1 annähert, kann man bei längsachsenparalleler Anströmung mit etwa halb so großen Werten rechnen, also mit mindestens $c_{\text{W}} \approx 0,3$, bei querachsenparalleler mit etwa doppelt so großen, also $c_{\text{W}} \approx 1,2$. Rauigkeiten, wie sie der Samen ja andeutungsweise besitzt, können sich erst bei viel höheren Re-Zahlen positiv auswirken (vgl. die Nopung von Golfbällen). Der Samen wird im Allgemeinen trudeln, so dass längs- und querachsenparallele Anströmung wechseln (vgl. Abb. 3b). In der Realität wird er also vielleicht um Werte nahe 0,8 schwanken, so dass man für Überschlagsrechnungen durchaus mit dem Kugelbeiwert rechnen kann. Das gilt allerdings nur für den Bereich hoher Anfangsgeschwindigkeit. Ist der Samen erst einmal stärker abgebremst, kann sein Beiwert wegen der nun auch kleineren Re-Zahl weiter ansteigen.

Eine weitere Bestimmungsmöglichkeit ergibt sich aus dem Auslaufverfahren, der Art, wie Körper beim antriebslosen Ausgleiten nach erfolgter Beschleunigung durch den Fluidwiderstand abgebremst werden. Nachtigall und Bilo (1981) haben das Verfahren für c_{W} -Bestimmungen bei Pinguinen ausgearbeitet. Demnach ergibt sich der Widerstandsbeiwert zu $c_{\text{W}} = 2 a / (A \rho)$. Hierbei ist a die Steigung der Ausgleichsgeraden für die Auftragung $v^{-1}(t)$ (t Zeit in s; v^{-1} Kehrwert der momentanen Geschwindigkeit zur Zeit t); m Masse in kg, A Stirnfläche in m^2 ;

ρ Fluiddichte in kg m^{-3} . Aus der Auftragung von Abbildung 3e ergibt sich für den Mittelabschnitt $a = 0,375 \text{ m}^{-1}$. Mit den weiteren Kenngrößen $m = 7,3 \cdot 10^{-6} \text{ kg}$, $A = 5 \cdot 10^{-6} \text{ m}^2$ (Stirnfläche eines massengleichen Ersatzkugelchens), $\rho = 1,2 \text{ kg m}^{-3}$ bei 20° C ergibt sich $c_w = 0,91$. Das passt gut zu dem obengenannten Ansatz. (Mit dem flacheren Kurvenanfangsteil ergäbe sich $c_w = 0,33$.)

Der hiermit eingeeengte Bereich für den Stirnflächen-Widerstandsbeiwert von vielleicht 0,5 bis 0,9 erscheint sehr hoch (schlecht). Die oben genannten Autoren haben für den Eselspinguin *Pygoscelis papua* einen Beiwert von 0,07 bestimmt, der im Vergleich mit dem letztgenannten Wert nicht weniger als 13-mal geringer (besser!) ist. Die Aussage relativiert sich aber, wenn man die Reynoldszahlen vergleicht. Bei geringen Re-Zahlen werden die Widerstandsbeiwerte für alle Körper sehr groß und nähern sich einander an. Der Pinguin wurde bei $Re \approx 10^6$ untersucht, während ein Ersatzkugelchen von 2,5 mm Durchmesser bei 3 m s^{-1} gerade einmal $Re = 5 \cdot 10^2$ erreicht, also eine 2.000-mal geringere Re-Zahl. Bei dieser wäre der Widerstandsbeiwert für den Pinguin kaum geringer als der für den Springkraut-Samen, der damit eigentlich erstaunlich gut ist. Auch größere Wasserkäfer der Gattung *Dytiscus* mit ihren sehr gut strömungsangepassten Rümpfen besitzen bei einer vergleichbaren Reynoldszahl einen ähnlich hohen Widerstandsbeiwert von 0,4 bis 0,45 (Nachtigall und Bilo, 1965).

Ob die eigentümliche Skulpturierung der Samenkörner auf den Strömungswiderstand einen günstigen Einfluss hat, ist ungewiss. Eine nähere Diskussion findet sich in Teil 3 dieser Serie.

Schlussbemerkung

Durch weitere Veränderung der Samenform in Richtung auf einen noch kleineren Widerstandsbeiwert dürfte der Evolution keine deutliche Schussweitenvergrößerung mehr möglich sein. Da auch die Abschussmechanik keine deutliche Drucksteigerung mehr zulassen dürfte, weil die Frucht auch so schon zum Platzen gespannt ist, erscheinen von den Möglichkeiten der Schussweitenvergrößerung (1. Druck $\rightarrow v_0$, 2. Formgestaltung des Samens, 3. 45° -Abschusswinkel)

zumindest die beeinflussbaren Kenngrößen 1 und 2 optimiert zu sein. Man hat den Eindruck, dass das System des „Turgor-Schleudermechanismus“ (Noll et al., 1978) zur Samenverbreitung zumindest für die betrachtete *Impatiens*-Art in etwa ausgereift ist.

Danksagungen

Der Autor dankt der Akademie der Wissenschaften und der Literatur Mainz für Arbeitsmöglichkeiten, Herrn Prof. Dr. P. Leins und Frau Prof. Dr. C. Erbar, beide Heidelberg, für freundliche Hinweise sowie Herrn Dr. A. Wissler, Saarbrücken, für die drucktechnische Bearbeitung und Tafelanordnung der Abbildungen.

Literaturhinweise

- Kesel, A., Junge, M., Nachtigall, W.: Einführung in die angewandte Statistik für Biowissenschaftler. Birkhäuser, Basel 1999.
- Leins, P., Erbar, C.: Blüte und Frucht. Morphologie, Entwicklungsgeschichte, Phylogenie, Funktion und Ökologie, 2. Auflage. Schweizerbart, Stuttgart 2008.
- Müller-Schneider, P.: Verbreitungsbiologie (Diasporologie) der Blütenpflanzen, 3. Auflage. Veröff. Geobot. Inst. ETH Zürich, Stiftung Rübél, Heft 61, Zürich 1983.
- Nachtigall, W.: Zur Bedeutung der Reynoldszahl und der damit zusammenhängenden strömungsmechanischen Phänomene in der Schwimmphysiologie und Flugbiophysik. Fortschr. Zool. 24, 13–56 (1977).
- Nachtigall, W. (unter Mitarbeit von A. Wissler): Ökophysik. Plaudereien über das Leben auf dem Land, im Wasser und in der Luft. Springer, Berlin 2006.
- Nachtigall, W., Bilo, D.: Die Strömungsmechanik des *Dytiscus*-Rumpfes. Z. Vergl. Physiol. 50, 371–401 (1965).
- Nachtigall, W., Bilo, D.: Strömungsanpassung des Pinguins beim Schwimmen unter Wasser. J. Comp. Physiol. 137, 17–26 (1980).
- Noll, F., Schenk, H., Schimper, A. F. W., von Denffer, D., Ehrendorfer, F., Mägdefrau, K., Ziegler, H.: Strasburger: Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 31. Auflage. Gustav Fischer, Stuttgart 1978.
- 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, Universität, Bau A 2.4, Raum 043, 66041 Saarbrücken, E-Mail: w.nachtigall@mx.uni-saarland.de

Live View ermöglicht erschütterungsfreie Mikroaufnahmen

Hans Jürgen Steinkohl und Siegbert Holzapfel

Der vorliegende bebilderte Bericht schildert die Erfahrungen der Autoren mit der Möglichkeit eines erschütterungsfreien Belichtungsvorganges bei einer adaptierten, digitalen Vollformat Spiegelreflex Kamera in Verbindung mit einem Zeiss Standardmikroskop und Endlichoptik.

Über die Verwendungs- und Adaptionmöglichkeiten von digitalen Kameras auf dem Mikroskop wurde im MIKROKOSMOS schon mehrfach berichtet. Es sei hier nur auf die beiden informativen Artikel von Prof. Piper (2007a, b) hingewiesen. Zusammenfassend kann daraus festgehalten werden: Kompaktkameras haben den großen Vorteil der erschütterungsfreien Auslösung, die digitalen Spiegelreflex-Kameras (SLR) bereiten trotz der Möglichkeit der Spiegelvorauslösung Prob-

leme durch Vibrationen, ausgelöst durch den Schlitzverschluss, insbesondere im kritischen Zeitenbereich 1/15 bis 1/60 sec, wobei dies zusätzlich von den verwendeten Kameramodellen abhängt.

Leider entwickelten sich die Kompaktkameras in den letzten Jahren immer mehr zu „Pixel- und Zoom-Monstern“, das heißt es gibt inzwischen immer weniger Kompaktkameras, die man noch am Mikroskop verwenden kann. Selbst bei Kameras mit kleinem Zoombereich (Beispiel Canon G10 von 6,1 bis 30,5) war die Adaption auf dem Standard mit Endlichoptik nicht möglich, weil die Austrittspupille des Okulars (10× Brille) mit der Eintrittspupille des Objektivs zu weit auseinander lagen.

Eine sinnvolle Verwendung der digitalen SLR am Mikroskop erforderte daher entweder eine aufwändige, mechanische Trennung von Kamera und Mikroskop, oder den Einsatz einer Blitzeinrichtung mit TTL-Steuerung.

Live View Kameratechnik verändert die Mikrofotografie

Seit dem Jahr 2008 sind nun die ersten digitalen SLR-Kameras mit Live View auf dem Markt (Beispiel Canon Eos D 450) und es hat den Anschein, dass diese neue Technik in der Mikrofotografie noch gar nicht entsprechend ihrer Möglichkeiten angewendet wird.

Canon schreibt in seiner Bedienungsanleitung, mit Live View ist es möglich, Aufnahmen zu machen, während ein Bild am LCD-Monitor der Kamera angezeigt wird. Dies bezeichnet man als Livebild-Aufnahme. Es können sowohl

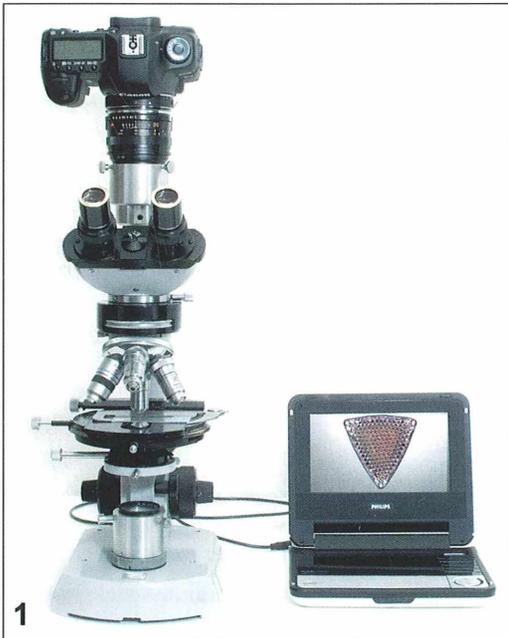


Abb. 1: Mikroskopkamera mit kleinem Monitor.

Standbilder als auch Movies aufgenommen werden. Die für den Mikroskopiker jedoch höchst interessante Zugabe, dass durch Live View eine absolut erschütterungsfreie Aufnahme erfolgt, wurde leider nicht besonders hervorgehoben! Jedoch gerade diese Möglichkeit der erschütterungsfreien Aufnahme ist sowohl für den Astro-/Makro-/Mikrofotografen von unschätzbarem Vorteil.

Kameras mit Live View Aufnahmetechnik ermöglichen nun ohne Risiko und großem mechanischen Aufwand, dass man seine digitale APSc- oder Vollformat-SLR mit 24/36 mm Sensorgroße auf dem Mikroskop verwenden kann, um so die Vorteile der größeren Aufnahmesensoren zu nutzen.



Abb. 2: Die mit der Canon-Kamera mitgelieferte Software EOS utility erlaubt verschiedene Kamera-Einstellungen.

Funktionsablauf von Live View

Für alle digitalen SLR-Modelle der Firma Canon, die mit Live View arbeiten, kann der Funktionsablauf pauschal wie folgt beschrieben werden: Nachdem in der Kamera Live View eingeschaltet wurde, wird der Spiegel ausgeschwenkt und der erste Verschlussvorhang ist offen, es liegt der Sensor frei, das Bild ist auf dem Kameradisplay zu sehen. Die anschließende Belichtung erfolgt elektronisch, ohne dass sich eine mechanische Bewegung ergibt. Erst nach Ablauf der Belichtung erfolgt eine Verschlussbewegung und der Sensor ist für die nächste Aufnahme wieder freigeschaltet. Erst nach dem Deaktivieren von Live View läuft die Verschluss- und Spiegelbewegung wie gewohnt ab, mit den bekannten mechanischen Bewegungen.

Sensorerwärmung im eingeschalteten Live View Modus

Bei der Live View Einstellung ist die Kamera nach jeder Aufnahme sofort wieder aufnahmebereit, das heißt der Sensor befindet sich immer in eingeschaltetem Zustand, um das Bild auf dem Display als Live Bild anzuzeigen. Wir haben bei der Firma Canon nachgefragt, wie lange die Kamera auf dem Mikroskop im Live View Modus eingeschaltet sein darf, ohne dass eine schädigende Erwärmung des Sensors stattfindet. Hierzu wurde uns von Canon mitgeteilt: *Der aktive Live View Modus sollte am Mikroskop durchgehend maximal 1/2 Stunde eingeschaltet sein. Bei einer längeren Einschaltzeit sorgt eine Schutzfunktion der jeweiligen Kamera vor einer Überhitzung und schaltet Live View automatisch ab. Es wird daher empfohlen, in den Zeiträumen, wo keine Mikroaufnahmen gemacht werden, Live View kurzzeitig an der Kamera auszuschalten.*

Möglichkeiten der Kamerabedienung und Auslösung

In der Praxis bieten sich zwei Möglichkeiten an, um mit Live View Aufnahmen am Mikroskop mit der digitalen Kamera zu machen.

1. Die Kamera wird über einen elektrischen Fernauslöser aktiviert, wobei die erforderlichen Grundeinstellungen vorher in der Kamera vorgenommen werden müssen. Sehr

nützlich ist zur Bildkontrolle ein kleiner Monitor eines portablen DVD-Players, der über einen „Video out“ Ausgang der Kamera angeschlossen werden kann (Abb. 1).

- Die Kamera wird mit einem PC oder Laptop über ein USB-Kabel verbunden. Dies stellt nach heutiger Sicht die komfortabelste Lösung in der Mikrofotografie dar. Neben der Möglichkeit, die Mikroaufnahme auf dem PC/Laptop in Video oder sogar in höchster HD-Qualität (je nach Kamera) zu betrachten und scharfzustellen, können die erforderlichen Einstellungen für ASA, Zeit, RAW/JPEG usw. am Computer über die von Canon kostenlos mitgelieferte Software EOS utility vorgenommen werden (Abb. 2). Zusätzlich können zu jeder Aufnahme wichtige Aufnahmedaten wie etwa über Filter, Kontrastverfahren, verwendete Optik aufgenommen werden, um nur einige zu nennen.

Werden die Aufnahmen nachträglich noch mit einem Bildbearbeitungsprogramm bearbeitet, besteht dort die Möglichkeit (nach vorheriger Programmaufnahme), innerhalb der Aufnahmen genaueste Größenmessungen vorzunehmen, welche vom Programm über die Pixelmasse ermittelt werden.

Adaption von digitalen SLR-Kameras als Beispiel am Zeiss Standard

Von der Firma Zeiss stehen leider für das Standardmikroskop mit dem „alten Tritubus“ mit 23,2 mm Fototubus keine Adapter für SLR-Kameras zur Verfügung.

Nachdem nun aber durch das Live View Aufnahmeverfahren sichergestellt war, dass es hierbei auch bei den bekannt kritischen Zeiten ($1/15$ – $1/60$ sec) zu keinerlei Auslöseerschütterungen kommen kann, wurde die eingangs erwähnte Adaptionmöglichkeit von Prof. Piper verwirklicht.

Die bisher verwendete Kompaktkamera Coolpix P 5100 wurde durch eine Canon Eos 5D MKII mit Vollformat ersetzt. Siehe hierzu Abbildung 3 und die Erläuterungen zum Gesamtaufbau.

Erläuterungen zum Gesamtaufbau

Zu 1: Die verwendete Kamera ist eine Canon EOS 5DMKII.

Zu 2: Das 50 mm Summicron ergab in der „Naheinstellung“ die beste Ausleuchtung des Vollformatbildes. Um das Gewinde der Optik nicht unnötig durch die Kamera zu belasten, wurde die Differenz mit einem Zwischenring 12 mm von Kenko ausgeglichen.

Zu 3: Nachdem hier lediglich eine Adaption erreicht werden soll, genügen hier preisgünstige Adapter (Internet).

Zu 4: Hochwertige Festbrennweiten sind, falls nicht vorhanden, kostengünstig über Ebay zu erhalten. 50 mm beziehungsweise 60 mm

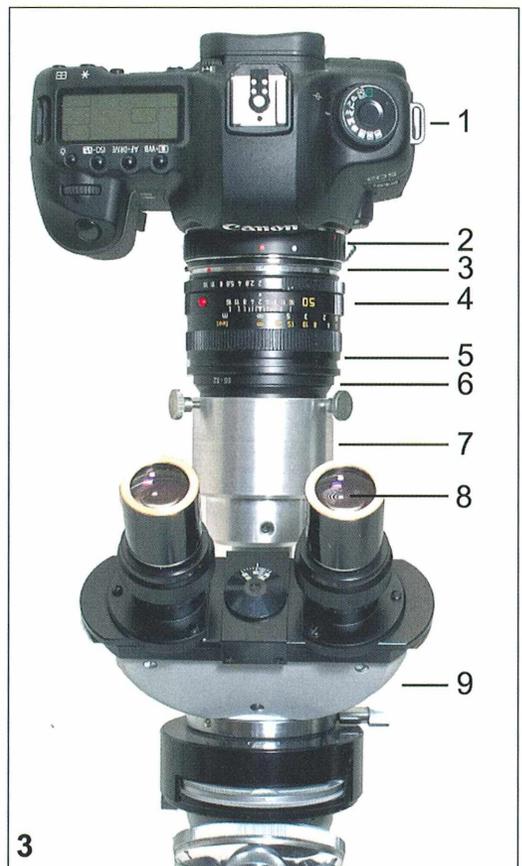


Abb. 3: Gesamtaufbau der neuen Kamera-adaption. 1. Canon EOS 5DMKII. 2. Zwischenring 12 mm. 3. Adapter Canon/Leica R. 4. Leica Summicron 2,0/50 mm, Filter 55 mm. 5. Step down-Filteradapter von 55 mm auf 52 mm. 6. Soligor DG Anschlussring 52 mm mit Schwalbe. 7. Alutubus mit obiger Ausfräsung zur Aufnahme des Soligor Ringes. 8. KPL 10× Brille mit 20 mm Sehfeld. 9. Tritubus mit 23,2 mm Fototubus.

Brennweiten sind für das Vollformat optimal, für die APS-C-Kameras mit 1,6 Faktor sind die 35 mm Weitwinkel geeignet.

Zu 6: Der Soligor DG-Anschlussring mit Artikel Nr. 49971 kann über den Fotohandel oder direkt bei Soligor bestellt werden.

Zu 7: Aluminium-Tubus über einen Mikrofreund mit Drehbank besorgen.

Zu 8: Zeiss KPL-Brille, es wurde auch das Periplan 10x von Leica mit guten Ergebnissen verwendet (Fotookular im Alu-Tubus).

Aufnahmetechnik und Bildbearbeitung

Ergänzend zur Live View Aufnahmetechnik am Mikroskop möchten wir bei der Anfertigung von Mikroaufnahmen noch auf folgende Punkte hinweisen, die für Neueinsteiger in der Mikrofotografie hilfreich sein können.

Aufnahmeformat JPEG/RAW

Grundsätzlich sollte im RAW-Format aufgenommen werden, weil hier das von der Kamera aufgenommene Bild unbearbeitet gespeichert wird, das Bild entspricht einem „analoges Negativ“. Bei JPEG hingegen werden die aufgenommenen Bilder bereits von der Kamera mehr oder weniger bearbeitet.

Es soll hier nicht näher auf die digitale Bildbearbeitung eingegangen werden, aber die nachfolgenden Erfahrungswerte aus der Mikrofotografie verdienen doch, dass sie in diesem Rahmen angesprochen und weitergegeben werden.

Voraussetzungen: Kamera mit RAW-Aufnahmeformat.

1. Bei RAW-Bildern können vorliegende Vignettierungen mit einem geeigneten Bildbearbeitungsprogramm (Beispiel Photoshop) korrigiert werden.

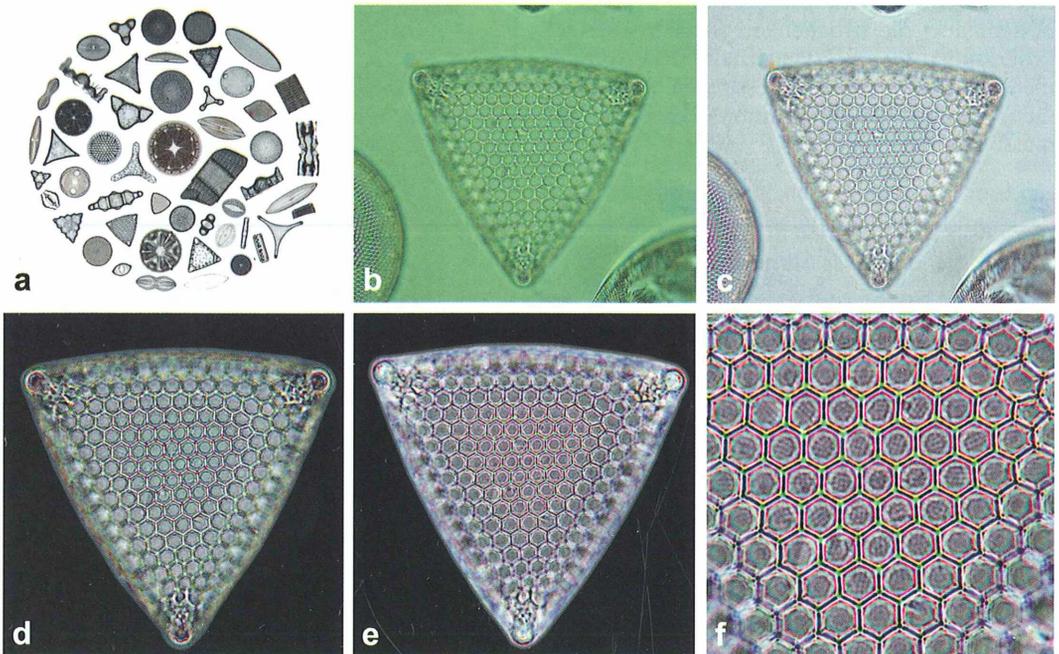


Abb. 4: Alle Aufnahmen sind im Live View Modus im RAW-Format und mit Hellfeld-Kontrast aufgenommen. Mikroskopbeleuchtung: LED, anstelle der alten Niedervoltlampe. Filter: Contrast Booster Filter in Kombination mit dem Baader Semi Apo Filter. Kamera: Canon EOS 5D MKII Vollformat mit ASA-Einstellung 64. Fotookular: Zeiss KPL 10x Brille, Objektive Zeiss Neofluare. Vergrößerungswechsler Optovar 1,25–2,0x. a Diatomeen Legepräparat, Durchmesser 770 µm als Testobjekt. b Originalaufnahme mit Filterkombination Booster und Semi Apo. c „Grünstich“ mit Bildbearbeitungsprogramm (Photoshop) „Auto Farbe“ entfernt. d Diatomee freigestellt und bearbeitet. e Negativdarstellung, Umfeld zusätzlich dunkel. f Ausschnitt aus „Negativ“ (Abb. 4e).

2. Aufnahmen, welche beispielsweise zur Kontraststeigerung mit zusätzlichen Filtern aufgenommen werden (Booster Kontrast Filter) sind, mit LED-Licht aufgenommen, grün überlagert.

Um diesen Grünstich zu beseitigen, genügt mit einem geeigneten Bildbearbeitungsprogramm ein Klick (Beispiel Photoshop „Auto Farbe“). Abbildung 4a–f verdeutlicht an einem Beispielfoto einer Diatomee verschiedene Bearbeitungsstufen. Diese Grünüberlagerung ist, bei im JPEG-Format aufgenommenen Bildern, nachträglich nicht mehr zufriedenstellend zu beseitigen. Nur das im RAW-Format aufgenommene Bild kann nachträglich noch optimal auf die vorausgegangene Aufnahmesituation hin bearbeitet werden. Das RAW-Bild ist Ihr Bild, das Sie nachträglich noch verbessern und gestalten können.

Die beigelegten Bildbeispiele sollen nur andeuten, welche Möglichkeiten sich nach der Aufnahme noch in der „digitalen Dunkelkammer“ ergeben, außerdem sind sie ein eindeutiger Beweis dafür, dass mit geeignetem Live View Modus ohne großen Aufwand verwacklungsfreie Bilder selbst mit hoher Vergrößerung erzielt werden können.

Abschlussbemerkungen

Nachdem uns für unsere Versuche lediglich die eigenen Canon-Kameras zur Verfügung standen, können wir zuverlässig nur über dieses Kamerasystem berichten. Die Kameras anderer

Hersteller mit Live View arbeiten möglicherweise nach dem ähnlichen Prinzip. Eine Kontrolle über Spiegel und Verschlussablauf bei Live View kann man jedoch selbst vornehmen, indem man das Kameraobjektiv abnimmt und die Kamera in den Live View Modus schaltet. Ist danach der Sensor sichtbar, dann wird möglicherweise die Belichtung wie bei den Canon Kameras erschütterungsfrei ablaufen.

Dank

Bedanken möchten wir uns bei der Firma Canon für die Beantwortung unserer Fragen im Zusammenhang mit Live View und Sensorerwärmung.

Literaturhinweise

Piper, J.: Technische Realisation digitaler Mikrofotografie mit handelsüblichen Consumer-Digital Kameras. Teil 1: Allgemeine Aspekte, Verwendung von Kompakt- und Bridgekameras. Mikrokosmos 96, 111–124 (2007a).

Piper, J.: Technische Realisation digitaler Mikrofotografie mit handelsüblichen Consumer-Digital Kameras. Teil 2: Digitale Spiegelreflex-Kameras, Elektronenblitz-Fotografie, zukünftige Entwicklungen. Mikrokosmos 96, 173–182 (2007b).

Piper, J.: Einsatz astronomischer Filter in Mikroskopie und Mikrofotografie. Mikrokosmos 97, 43–49 (2008).

Verfasser: Hans Jürgen Steinkohl,
Max Matheis-Straße 64, 94036 Passau,
E-Mail: summilux@gmx.de, und
Siegbert Holzapfel, Achleiten 33, A-4092 Esternberg,
E-Mail: siegbert.holzapfel@aon.at

ANZEIGE



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

**Fluoreszenzmikroskopie für
CZJ Mikroskope und Fremdmikroskope!**

**Ausführliche Informationen
unter www.bw-optik.de**

SONDEROPTIK

ASTRONOMIE
MIKROSKOPIE

BW - OPTIK
DIREKTVERSAND LANGNER-VOSS

Telefon: 04962/996484 • Fax: 04962/996717
Blücherstr. 5 • D-26871 Aschendorf

www.bw-optik.de • shop@bw-optik.de

Kurze Mitteilung

Die Natur soll den Bauplan für Nano-Roboter liefern, die im menschlichen Körper arbeiten könnten

Das Kunstwort Bionik – zusammengesetzt aus Biologie und Technik – ist der Schlüsselbegriff einer sehr aktuellen Forschungsrichtung in den heutigen Lebenswissenschaften, welche zum Ziel hat, nicht einfach biologische Einzelfälle nachzuahmen, sondern Konstruktionsprinzipien der Natur zu erkennen und derart zu modifizieren, dass sie technisch einsetzbar werden. Darum geht es auch im Folgenden.

Winzige Rotationsmotoren als Antrieb

Die Natur hat ein paar Millionen Jahre Erfahrung. Es ist eine gute Idee, diese zu nutzen, sagt Holger Stark, die Bionik-Philosophie aufgreifend. Der Professor für Theoretische Physik der Technischen Universität Berlin beschäftigt sich allerdings mit einem Bereich in der Natur, vor dem es Menschen normalerweise graut, nämlich mit begeißelten Darmbakterien. Er untersucht, wie sich diese mikroskopisch kleinen Lebewesen in ihrem flüssigen Milieu fortbewegen. Er hofft, nach ihrem Vorbild Vehikel bauen zu können, die auch im menschlichen Körper arbeiten könnten.

Ein Bakterium mit seinen spiralförmigen Geißeln, die durch wenige Nanometer kleine



Abb. 1: Bakterien bewegen sich mithilfe von um ihre Längsachse rotierende Geißeln (Flagellen) fort. Diese Methode könnte Vorbild für medizinische Nano-Roboter sein, welche in der Blutbahn des Menschen navigieren und beispielsweise Medikamente zielgenau dorthin bringen, wo ihr Wirkort ist.

Rotationsmotoren angetrieben werden, ist ein Wunderwerk der Natur. Seine Fortbewegungsmechanismen zu verstehen, hilft beim Bau mikroskopisch kleiner Roboter, die man unter anderem auf eine Reise durch die Blutgefäße unseres Körpers schicken könnte, malt er seine Zukunftsvisionen aus. Diese Mikromaschinen könnten gezielt Reparaturarbeiten in Gefäßen oder gar in Zellen vornehmen, unter Umständen auch Medikamente genau dorthin zielgenau transportieren, wo sie gebraucht werden.

Das Wissen darüber, wie sich diese Bakterien fortbewegen, wie die zähe, flüssige Umgebung ihre Bewegung beeinflusst, eröffnet viele Möglichkeiten, auf das Lokomotionsverhalten der lebenden Bakterien selbst einzuwirken, sagt Reinhard Vogel, wissenschaftlicher Mitarbeiter im Projekt. Profitieren könnte beispielsweise die Hygiene im Krankenhaus. Allein aufgrund ihres Schwimmverhaltens sammeln sich Bakterien an glatten Oberflächen. Das zu verhindern, könnte das Risiko der gefürchteten Infektionen durch Katheter und Prothesen drastisch reduzieren, stellt Diplomphysiker Vogel fest.

Zum Fortbewegungsmechanismus dieser mikroskopisch kleinen Schwimmer wissen Zellbiologen bereits seit langem, dass sich in der Zellmembran Rotationsmotoren befinden, welche die Geißeln (Flagellen) antreiben. Diese vereinigen sich zu einem rotierenden Bündel und erzeugen damit den Vortrieb, erklärt Reinhard Vogel. Die Steuerung ist simpel: Die eine oder andere Flagelle schert aus dem Bündel aus, wenn sich die Drehrichtung ihres Motors umdreht. Dadurch bringt es das ganze Bakterium ins Schlingern und provoziert schließlich eine Richtungsänderung, stellt er fest.

Realistischer Modellbau in Mini-Dimensionen

In einem neuen Forschungsprojekt, das von der Volkswagenstiftung mit rund einer halben Million Euro gefördert wird, untersuchen die Wissenschaftler mit Kollegen aus dem Forschungszentrum Jülich nicht nur die Physik dieser Mechanismen, sondern sie wollen ein elasti-

ches Modell von einer solchen Bakteriengeißel und deren Vortrieb durch den Rotationsmotor konstruieren. Mit computergestützten Simulationen, die auch die zähe wässrige Umgebung berücksichtigen, wird dabei zum Beispiel der Einfluss der Drehgeschwindigkeit und der Steifigkeit der Bakteriengeißel auf das Fortkommen der Bakterien untersucht. Diese Einflüsse haben in der Natur eine immense Bedeutung. Ein Bakterium muss – wie jeder Mikroorganismus – stets in Bewegung bleiben und Energie aufbringen, um vorwärts zu kommen. Stoppt es seine Bewegungen, bleibt es sofort stehen. Das klingt banaler, als es ist. Bei einem Ozeandampfer oder auch beim Menschen ist das nämlich ganz anders. Sie gleiten auch nach Maschinenstopp beziehungsweise nach Einstellung der Schwimmbewegung im Wasser noch über durchaus längere Strecken weiter. *Das liegt un-*

ter anderem an den unterschiedlichen Reynoldszahlen, welche die Trägheit von Gegenständen in flüssigen Umgebungen beschreiben, erklärt Diplomphysiker Reinhard Vogel, der über dieses Problem promovieren will. *Da Bakterien auf Grund ihrer winzigen Dimensionen sehr kleine Reynoldszahlen haben, erscheint ihnen eine Flüssigkeit viel zäher als uns Menschen. Das für uns sehr flüssiges Wasser wird im Nanobereich so zäh wie Honig oder gar Sirup. Die Umgebungsreibung wirkt also viel stärker auf sie und stoppt sie sofort, wenn sie die Bewegung einstellen.*

Wir dürfen gespannt sein, welche Lösungen die Berliner Forscher für einen Bewegungs-Prototyp erarbeiten werden und wie dieser dann letztendlich eingesetzt werden kann.

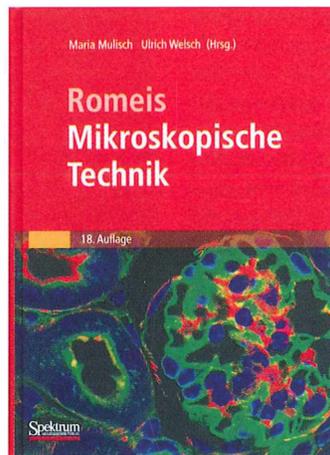
Redaktion MIKROKOSMOS

Buchbesprechung

Mulisch, M., Welsch, U. (Hrsg.): **Romeis Mikroskopische Technik, 18. Auflage.** Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2010, 435 Seiten, 300 farbige Abbildungen, gebunden, € 64,95, ISBN 978-3-8274-1676-6.

Häufig unterscheiden sich neue Auflagen altbewährter Lehrbücher nur in Nuancen voneinander und es reicht vollkommen, die letzte oder vorletzte Auflage zu besitzen. Seit 120 Jahren wird das ursprüngliche *Taschenbuch der mikroskopischen Technik* erweitert und aktualisiert. Von 1919 (8. Auflage) bis 1968 (16. Auflage) betreute der Anatom und Histologe Benno Romeis leidenschaftlich dieses Werk.

Der *Romeis* – ein Begriff für jeden, der sich mit Mikroskopie beschäftigt – ist nun in der 18. Auflage erschienen. Ist das Grund genug, sich auch diese Auflage zu beschaffen? Auf jeden Fall! Aufgrund zahlreicher Neuentwicklungen in der Mikroskoptechnik und der mikroskopischen Methoden erlebt die Mikroskopie be-



sonders in der Biologie und Medizin gegenwärtig einen ungeheuren Aufschwung. Die neue Auflage berücksichtigt viele der modernen Präparations- und Markierungsmethoden in der Licht- und Elektronenmikroskopie. So werden beispielsweise aktuelle Methoden der Immunlokalisation, in-situ-Hybridisierung und des Tissue-Printing beschrieben. Die klassischen histologischen Methoden werden weiterhin berücksichtigt, aber entsprechend gestrafft und aktualisiert, damit der Umfang

des Buches ein erträgliches Maß nicht überschreitet. Der neue *Romeis* soll weiterhin als handliches Laborhandbuch und Nachschlagewerk für Mediziner, Naturwissenschaftler, Studierende und Lehrer dienen.

Das Layout hat ungeheuer gewonnen. Die praktischen, gut strukturierten aber etwas trockenen Auflistungen der älteren Auflagen wurden ergänzt durch zahlreiche farbige Abbildungen von Geräten, gefärbten beziehungsweise markierten Präparaten und Schemazeichnungen. Farbige unterlegte Textboxen fassen die Anleitungen übersichtlich zusammen. Die Tabellen im Anhang wurden wesentlich erweitert. Neben Pufferrezepten umfassen sie nun auch Farbstofflisten, Nachweismethoden und Untersuchungsziele mit ihren Nachweismethoden/Färbungen.

Alle, die wissenschaftlich mit mikroskopischen Methoden zu tun haben, sollten – genauso wie auch Hobbymikroskopiker – sich bald den „Mulisch/Welsch“ als neues Standardwerk beschaffen.

Renate Radek, Berlin

Der Straußenfarn *Matteuccia struthiopteris*, eine Farnpflanze aus uraltem Geschlecht

Bruno Ortner

Wenn wir in unseren heutigen Wäldern, Bachschluchten oder Mooren Bärlappe, Schachtelhalme und Farne antreffen, schauen wir auf lebende Zeugen einer längst vergangenen geologischen Epoche, des Karbons, in dem viele Meter hohe, baumförmige Arten der Farnpflanzen die Flora der Steinkohlenwälder dominierten. In den Sümpfen und stehenden Gewässern sanken die abgestorbenen Pflanzen auf den Grund und bildeten sich unter Luftabschluss in langen Zeiträumen schließlich zu Torf und Kohle um. In der heutigen Flora sind die Farne nur mehr durch verhältnismäßig kleine, krautige Pflanzen vertreten.

Farne sind entwicklungsgeschichtlich sehr alte Landpflanzen, deren Vorfahren den schwierigen Schritt vom Wasser- zum Landleben schafften. Ihre Evolutionslinie dürfte vor circa 460 Mio. Jahren begonnen haben. Ihren Erfolg unter den verschiedenen damals lebenden Pflanzenformen verdankten sie der Entwicklung einiger effektiver, anatomisch-morphologischer Strukturen, die ihnen Anpassungsvorteile bezüglich des Wasserhaushalts, der Nährstoffversorgung, der Größenentwicklung und der Reproduktion verschafften, und die im Wesentlichen bei der Weiterentwicklung des Pflanzenreichs beibehalten beziehungsweise noch verbessert wurden.

Merkmale der Farne

Zu diesen Errungenschaften gehörten vielfältige Strukturen, wie beispielsweise eine wachshaltige Cuticula, die als dünne Außenschicht Blätter und Stängel umgibt. Ihre wasserabstoßende Wirkung verhindert einen zu großen Wasserverlust der Pflanze. Mitbeteiligt sind auch die Spaltöffnungen (Stomata) in der Blattoberfläche, die sowohl den Wasserdampfaustritt als auch den für die Fotosynthese notwendigen Gasaustausch von Kohlendioxid und Sauerstoff regulieren. Ein Kormus entwickelte sich, also ein Vegetationskörper aus Sprossachse, echten Blättern und Wurzeln, die (im Gegensatz zu Moosrhizoiden) aus dem Boden Wasser und Mineralstoffe aufnehmen können.

Lignin wird in Zellwände bestimmter Gewebeteile eingebaut, die damit eine wichtige Stützfunktion erfüllen. Weiterhin bildete sich ein echtes Leitbündelsystem mit einem Xylem aus toten, verholzten Zellen für Wasser- und Mineralstofftransport und einem Phloem aus lebenden Zellen für den Nährstofftransport. Vor allem die letzten drei Faktoren erlauben eine Größenzunahme der Pflanze.

Hinsichtlich der geschlechtlichen Fortpflanzung ist die Entwicklung noch nicht so weit fortgeschritten; Farne haben einen heteromorphen und heterophasischen Generationswechsel, der nach folgendem Schema abläuft: Spore (haploid = n) → Auskeimen zum Gametophyt (n) mit Antheridien (männlichen Geschlechtsorganen) und Archegonien (weiblichen Geschlechtsorganen) → Eizellbefruchtung → Auswachsen zum Sporophyt (diploid = $2n$) = die ganze Farnpflanze → Sporangienbildung am Sporophyll = Farnwedel → Bildung von (n)-Sporen nach Reduktionsteilung.

Im Gegensatz zu den Moosen ist jedoch der Sporophyt dominant formbestimmend, kräftig entwickelt und stellt die eigentliche Farnpflanze dar. Der Gametophyt ist auf den kleinen, kurzlebigen Vorkeim (das Prothallium) beschränkt. Befruchtungsmodus ist die Oogamie (= Befruchtung der Eizelle durch aktiv bewegliche, männliche Gameten innerhalb des Oogoniums). Die bewimperten Spermatozoiden benötigen zum Erreichen der Archegonien immer noch Wasser (wie bei den Moosen). Eine vegetative Fortpflanzung kann neben einer Regene-

ration von Kormusstücken auch durch Ausläufer (Stolone) oder durch Brutknospen erfolgen.

Der Straußenfarn

Name: *Matteuccia* zu Ehren des italienischen Naturforschers C. Matteucci; *struthiopteris* nach griech. *strouthion* = Strauß und *pteris* = flügelig, weil die fertilen Wedel an Straußenfedern erinnern. Systematische Einteilung (nach Schmeil-Fitschen): Abteilung Pteridophyta → Unterabteilung Filicopsida → Klasse Leptosporangiateae → Ordnung Polypodiales → Familie Athyriaceae.



Abb. 1: Trichterförmig angeordnete Trophophylle aus einem Areal mit rein vegetativer Farnvermehrung. – **Abb. 2:** Straußenfarn mit grünen Trophophyllen und braunen Sporophyllen (Heterophyllie). – **Abb. 3:** Blattausschnitt mit Fiedern I. und II. Ordnung. – **Abb. 4:** Vorjähriges braunes Sporophyll neben grünem jungem Sporophyll.

Verbreitung: Der Straußenfarn besiedelt Europa, das nördliche Asien und Nordamerika.

Vorkommen in Deutschland: Bayerischer Wald, Böhmerwald, Oberpfälzerwald, Fichtelgebirge, am westlichen und östlichen Rand des Spessarts, Reinhardswald, Westerwald und Bergisches Land.

Vorkommen in Österreich: Im österreichischen Anteil der Böhmisches Masse, das heißt im nordwestlichen Niederösterreich (Waldviertel und Dunkelsteiner Wald) und im nordöstlichen Oberösterreich (Mühlviertel samt Sauwald). Er fehlt in den Bundesländern Wien und Vorarlberg. Im nördlichen Alpenvorland und im Vorland südöstlich der Alpen ist der Straußenfarn stark gefährdet.

Lebensraum

Der Farn kommt zerstreut in (Grauerlen-) Auwäldern, Hochstaudenfluren, an Bachufern, in Quellmulden der collinen, submontanen und montanen Höhenstufe vor. Er liebt nährstoffreiche, aber kalkarme Böden. Wild wachsende Populationen sind in Österreich gesetzlich geschützt. Pflanzen(teil)entnahmen zu Untersuchungszwecken sind deshalb aus Wildbeständen nicht erlaubt! In feuchten Gebieten wird er wegen seines kräftigen Wuchses und seines schönen Aussehens aber gern als Gartenzierpflanze gehalten. Zurückgehend auf eine Gewohnheit der indianischen Ureinwohner werden heute noch in Nordamerika die eingerollten grünen Wedel des Straußenfarns gegessen. Sie werden „fiddleheads“ genannt, weil sie im Habitus an die Schnecke des Geigenhalses erinnern. In früheren Jahren hat man in Notzeiten vielfach junge Farnwedel dem Brotteig beige-mischt.

Habitus des Straußenfarns

Die voll entwickelte Pflanze wird circa 50–170 cm hoch und weist verschieden gestaltete Blätter auf (Heterophyllie). Dies rührt daher, dass beim Straußenfarn (wie auch beim Rippenfarn *Blechnum spicant*) eine funktionelle Trennung in sporentragende Blätter (Sporophylle) und rein fotosynthetisch aktive Blätter (Trophophylle) stattfindet. Die sterilen Trophophylle zeigen – zumindest in der Jugend – ein leuchtendes Hellgrün, sind trichterförmig angeord-

net und umschließen die dunklen fertilen Sporophylle (Abb. 1 und 2). Der grüne Wedel ist fast bis zum Stängelgrund mit Fiederblättern besetzt. Die Spreite ist länglich, nach oben rasch in eine Spitze zusammengezogen und dem Grunde zu ebenfalls langsam verschmälert. Die jeweils 30–70 Fiedern I. Ordnung beiderseits der Blattspindel sind gegeneinander versetzt und ihrerseits wieder fiederteilig, so dass Fiedern II. Ordnung auftreten (Abb. 3). Lediglich an der Blattspitze bleiben die Fiedern I. Ordnung schwach fiederlappig und sind meist nur etwas gekerbt. Die Fiedern am Grund sind weißlich; das erste Paar ist kleiner als die folgenden. Die Fiedern II. Ordnung sind im Allgemeinen fast ganzrandig und daher nicht unähnlich denen vom Echten Wurmfarne (*Dryopteris filix-mas*). Erst im Sommer erscheinen etwa ein halbes Dutzend der fertilen Sporophylle, deren fiederlappige Hauptfiedern anfangs grünlich und zylindrisch zusammengerollt sind (Abb. 4). Im Verlauf der Reife werden sie tief dunkelbraun und bleiben stets kürzer als die grünen Wedel.

Sprossachse

Der Straußenfarn besitzt eine unterirdisch wachsende Sprossachse (Rhizom), die als Dauerorgan auch die kalte Jahreszeit übersteht. Auf diesem mit einem Durchmesser von 8 cm und einer Länge bis 20 cm kräftigen Rhizom sitzen die oberirdisch sichtbaren Blätter. Im hinteren Teil des Rhizoms sind nur die Grundabschnitte der Wedelstiele erhalten. Die frischen Wedel entspringen am vorderen, weiterwachsenden Ende. Außerdem tragen Rhizom wie Blattbasen zahlreiche Spreuschuppen, die auch die jungen, schneckenförmig eingerollten Wedel dicht umhüllen. Die Schuppen sind lanzettlich und kurz zugespitzt. Sehr vereinzelt finden sich an ihnen gestielte, kolbige Drüsen (Abb. 6). Die Fläche der Schuppen setzt sich aus gestreckten Zellen

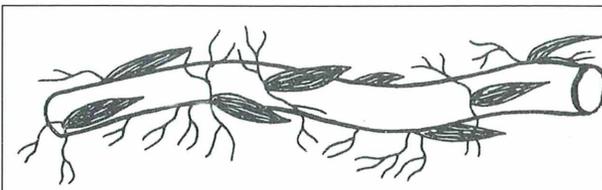
mit verdickten Seitenwänden zusammen, so dass ein gitterförmiger Eindruck entsteht.

Große Bedeutung für die vegetative Vermehrung haben die kräftigen unterirdischen Ausläufer (Stolone; Abb. 5), die bis zu 60 cm lang und 8 mm dick sein können. Aus einer einzigen Pflanze kann mit ihrer Hilfe während einer Vegetationsperiode eine Population von 20–30 Straußenfarnen entstehen. Dank dieser lebhaften unterirdischen Vermehrung „erspart“ sich der Farn stellenweise die Bildung fertiler Blätter. Die sterilen Wedel können dann leicht mit dem Echten Wurmfarne verwechselt werden.

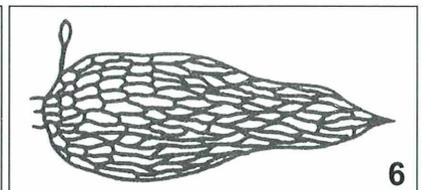
Ein Hinweis zur Untersuchung und Präparation: Laien sehen oft jeden Wedel als Einzelpflanze an. Beim Ausgraben erkennt man, dass ein Wedel nur ein Blatt der mit dem unterirdischen Rhizom kriechenden Pflanze ist. Zunächst wird ein möglichst langes Rhizomstück mit Wedeln ausgegraben. Wuchsform, Querschnitte von Rhizom und Stolonen werden zeichnerisch oder fotografisch dokumentiert. Handschnitte können nach Etzold Färbung zu Dauerpräparaten verarbeitet und zum Studium des anatomischen Aufbaues verwendet werden.

Farnwedel (Megaphyll, Makrophyll)

Wegen der Mannigfaltigkeit seiner Formen und der Vielseitigkeit seiner Funktionen zählt das Blatt zu den morphologisch und anatomisch besonders interessanten Pflanzenorganen. Echte Blätter finden sich erst an den Sporophyten der Farnpflanzen und dann bei den Blütenpflanzen. Die Farnblätter sind bereits durch den Besitz von Gefäßbündeln und einer Epidermis mit zweizelligen Spaltöffnungen ausgezeichnet. Bemerkenswerterweise sind – im Gegensatz zu den Blütenpflanzen – alle Epidermiszellen chlorophyllführend. Der Bau des Grundgewebes ist bei den Farnen noch weniger differenziert als bei den Blütenpflanzen. Die Sporangien entstehen an den Blättern, und



5



6

Abb. 5: Ausläufer vom Straußenfarn. – Abb. 6: Spreuschuppe vom Straußenfarn.

zwar meist an der Unterseite. Vielfach werden sie an den Trophophyllen gebildet, beim Straußenfarn dagegen an eigenen Sporophyllen.

Hinweise zur Präparation

Um den Aufbau des Straußenfarnblattes kennenzulernen, sollte zuerst ein Blattquerschnitt und ein Flächenschnitt der Blattunterseite angefertigt werden (Handschnitt mit Rasierklinge). Vom frischen Fiederblatt werden dünne Querschnitte hergestellt, die im FAE-Gemisch oder im Fixiergemisch nach Pfeiffer fixiert werden, um später daraus Präparate herzustellen. Einbettung kann in Glycerinwasser (1:1) als Frischpräparat (Umrandung mit Nagellack erhält das Präparat länger) oder in Glycerin-gelatine als Dauerpräparat erfolgen. Eine Einfärbung des Blattquerschnittes ist nicht erforderlich, wenn nur Schwammgewebe und Chloroplasten untersucht werden. Der Flächenschnitt kann umgangen werden, wenn man das Fiederblatt so lange in das Bleichmittel Klorix oder in Eau de Javelle (Chlorbasis) legt, bis das gesamte Chlorophyll zerstört ist und das Objekt vollkommen glasig-weiß erscheint (Verweildauer einige Stunden; anschließend Spülen mit Aqua dest. bis der Chlorgeruch verschwindet). Nach dem Bleichen sind alle Details (Spaltöffnungen, Hydathoden, Nervatur, wellige Epidermiszellen) sehr gut zu erkennen. Nach einer eventuellen Färbung des Objekts mit Sudan IV oder Sudan III kommen die feinen Strukturen noch mehr zur Geltung.

Trophophylle

Der Straußenfarn bevorzugt feuchte Böden in schattigen Fichtenwäldern und dort Ufer von Waldbächen. Wegen der guten Wasserversorgung besitzen seine Wedel einen verhältnismäßig zarten Bau. Die Epidermis erscheint weder auf der Ober-, noch auf der Unterseite besonders derb. Der Umriss der chlorophyllhaltigen Epidermiszellen ist wellenartig, so dass ein fest verzahntes Gefüge mit hoher mechanischer Belastbarkeit entsteht (Abb. 7). Im Blattquerschnitt lässt sich keine eindeutige Unterteilung des Mesophylls erkennen. Das Innere besteht fast zur Gänze aus lockerem Schwammgewebe. Lediglich an der Blattoberseite stehen die Zellen etwas dichter beisammen (Abb. 8). Spalt-

öffnungen (Stomata) in Blättern treten erstmalig bei Farnen auf, und zwar nur auf der Blattunterseite.

Bau und Funktion der Spaltöffnungen

Die beiden bohnenförmigen Schließzellen berühren sich nur an den Enden und lassen damit einen Spalt zwischen sich frei, der regulativ geöffnet oder geschlossen werden kann. Das Öffnen beziehungsweise Schließen erfolgt über eine Änderung des Schließzellenturgors (Flüssigkeitsinnendruck einer Zelle), hervorgerufen durch Veränderungen des osmotischen Wertes (aufgrund von Ionenwanderung). Die Schließzellen enthalten stets Chloroplasten, meist mit reichlichen Stärkeeinschlüssen. Der Querschnitt der Fieder (Abb. 9) zeigt, dass die Stomata des Straußenfarns einen einfacheren Pteridophyten-typus darstellen, der dem Mniuntypus mit unverdickten Wänden entspricht. Im medianen Querschnitt bilden die Schließzell-lumina bei geschlossener Spalte quergelagerte, ovale Körper (Abb. 10). Bei einer Turgorerhöhung können die unverdickte Innen- und Außenwand ausweichen (Pfeilrichtung), nicht dagegen die Rückwand wegen des Gegen-drucks der Nebenzelle. Die höher und schmaler werdenden Schließzellen weichen auseinander, der Spalt wird geöffnet. Die Fiedern des Straußenfarns zeigen ein ausgeprägtes Adernetzwerk, das auf einen weiter entwickelten Zustand gegenüber dem anderer Farne hinweist (Abb. 11). Die nach Färbung deutlich hervortretenden, aderartigen Leitbahnen, die zum Fiederrand ziehen, münden in so genannten Hydathoden (griech. hydor = Wasser, hodos = Weg, Zugang), das sind Einrichtungen zur Abscheidung flüssigen Wassers in Tropfenform an der Blattoberfläche (Abb. 12). Dieser als Guttation bezeichnete Vorgang dient auch der Salzsekretion. Hydathoden bilden sich im Bereich ehemaliger Spaltöffnungen aus, deren Schließzellen meist absterben, so dass der Porus ständig geöffnet bleibt.

Sporophylle

Beim Straußenfarn bleiben die im Sommer entstehenden, fertilen Wedel relativ klein und sind nur einfach gefiedert. Der Blattstiel ist auf der Oberseite von einer tiefen Rinne durchzogen.

An den Flanken verläuft beiderseits eine breite, seichte Rinne. Hier überall, vor allem aber auch am Grund der Fiedern, finden sich große Mengen hirschgewiehförmiger, drüsiger Haare (Abb. 13). Die Sporangien bilden sich gruppenweise auf der Unterseite der schmalen Fiederspreite auf einem parenchymatischen, polsterförmigen Gewebesockel (Höcker), den man auch Placenta oder Receptaculum (lat. = Fruchtboden) nennt (Abb. 14). Über ihn sind sie mit dem Gefäßsystem verbunden. Diese

Sporangiengruppen, auch als Sori bezeichnet, stehen entlang der Nervatur. Jeder Sorus wird von einem dünnen, einschichtigen Häutchen, dem so genannten Indusium, überdeckt, das ebenfalls aus der Placenta entsteht. Es ist beim Straußenfarn stark zerschlitzt und zerfällt bald. Geschützt werden die Sori vor allem von der nach hinten eingerollten Fiederspreite, die diese gänzlich umhüllt (Abb. 15). Beachtenswert ist, dass die Sporangien, selbst wenn sie in dichten Gruppen stehen, unabhängig voneinander sind.

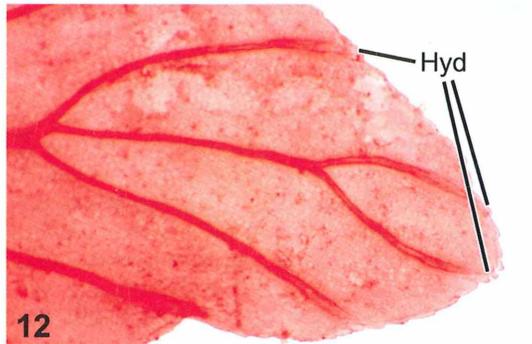
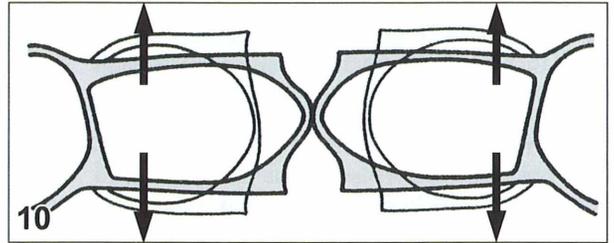
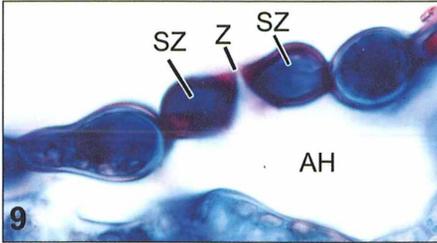
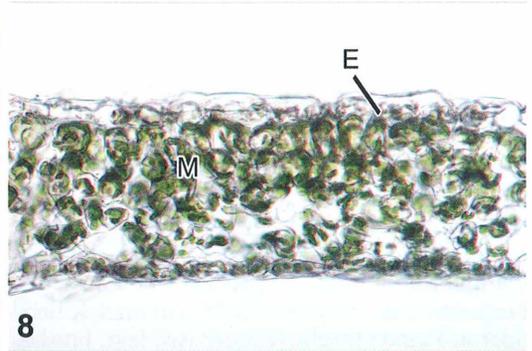
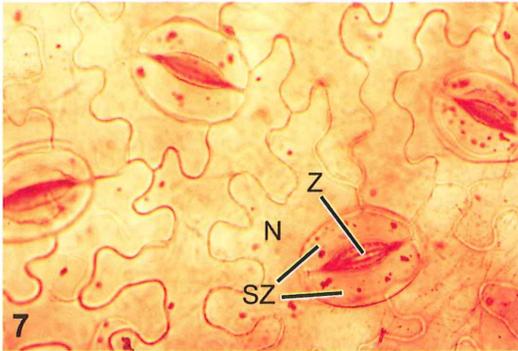


Abb. 7: Spaltöffnungen, die von 3 bis 4 welligen Nebenzellen umgeben sind. N Nebenzellen (Epidermiszellen), SZ Schließzellen, Z Zentralspalt. – Abb. 8: Querschnitt durch ein Fiederblättchen des Trophophylls. E Epidermis mit Chloroplasten, M Mesophyll mit lockerem Schwammgewebe. – Abb. 9: Medianer Querschnitt durch den Spaltöffnungsapparat. AH Atemhöhle, SZ Schließzellen, Z Zentralspalt. – Abb. 10: Bau der Spaltöffnungen, Pteridophyten-Typus. – Abb. 11: Aderung im Fiederblatt. – Abb. 12: Hydathoden (Hyd) am Blattrand mit zuführenden Gefäßen, die sich am Ende verbreitern.

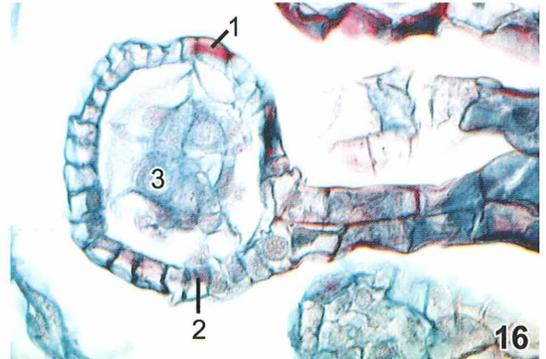
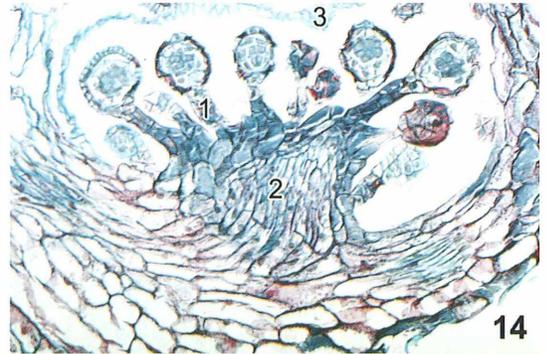
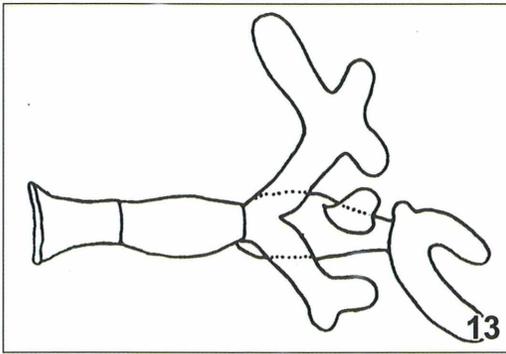


Abb. 13: Haar vom Blattstiel des Straußenfarns. – **Abb. 14:** Querschnitt durch einen Sorus mit gestielten Sporangien (1), Placenta (2) und Indusium (3). – **Abb. 15:** Vergrößerter Ausschnitt einer Sporophyllfieder mit zurückgebogener Blattspreite. – **Abb. 16:** Gestieltes Sporangium mit Stomium (1), Anuluszellen (2) und Sporen (3).

Sie sind lang gestielt und reifen nicht zur gleichen Zeit (Abb. 16). Beim Straußenfarn ist die Sporenreife von Juli bis September, aber die Sporangien an den überwinternden Sporophyllen öffnen sich erst im nächsten Frühjahr.

Bau und Funktion des Sporangiums

Das Sporangium besitzt einen auffälligen, in der Längsachse verlaufenden vertikalen Halb-ring, den Anulus, der einer „Helmraupe“ ähnelt und aus Zellen mit verdickten Zwischen- und Innenwänden, doch sehr zarten Außenwänden besteht. Er reicht an der Vorderseite aber nicht bis zum Stiel, weil er von dünnwandigen Zellen unterbrochen wird, die eine präformierte Reißstelle, das Stomium, bilden (Abb. 17). Das Öffnen des Sporangiums erfolgt über einen Kohäsionsmechanismus. Beim Verdunsten von Wasser aus den wassergefüllten Anuluszellen werden die verdickten Zwischenwände zusammengezogen und die dünne

Außenwand eingedellt, was tangentiale Zugkräfte hervorruft, die ein Trennen zweier bestimmter Stomazellen bewirkt, was dann zu einem Aufreißen der Sporangienwand und zu einem Strecken und Zurückbiegen des Anulus führt (oft so weit, dass die beiden Enden des Anulus sich berühren) (Abb. 18 und 19). Werden die Spannungen durch Wasserverlust zu groß, reißen die Wasserteilchen untereinander und von der Wand ab. Dadurch schnellt der Anulus ruckartig zurück und schleudert dabei die Sporen weit von sich. Durch Befeuchten und Wiedereintrocknen kann der Schnellvorgang öfters wiederholt und unter dem Mikroskop beobachtet werden. Die Sporen bilden ein staubfeines Pulver und werden deshalb leicht ein Spiel des Windes, wobei allerdings der größte Teil der Sporen verloren geht. Der Arterhalt wird jedoch durch die riesige Sporenmenge gewährleistet. Die Oberfläche der Sporenhaut begünstigt das Festhaften am feuchten Erdboden, so dass sie dort keimen können. Die

braun gefärbten Sporen haben eine bohnenförmige oder elliptische Gestalt. Das Exospor (äußere Schicht der Sporenwand), dem noch eine Außenschicht, das Perispor, aufgelagert ist, zeigt einige weit vorspringende Falten. Die Sporengröße beträgt circa 45 μm (Abb. 20 und 21).

Leitgewebe

Dass die Natur auf der Stufe der Farne nicht nur im morphologischen Bereich experimentierte, sondern auch im anatomischen, wird schnell deutlich, wenn man sich mit dem Leit-

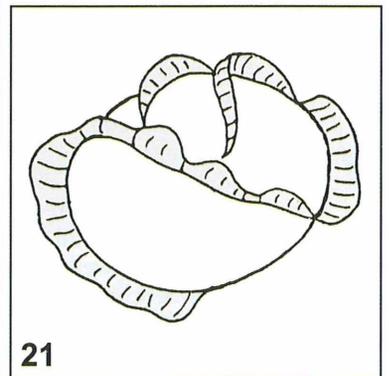
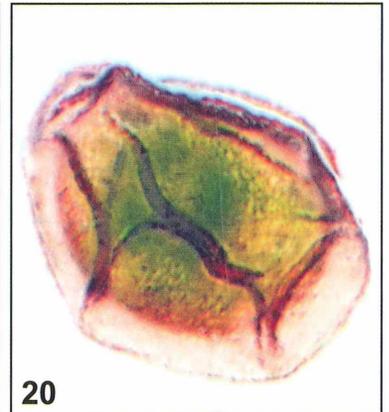
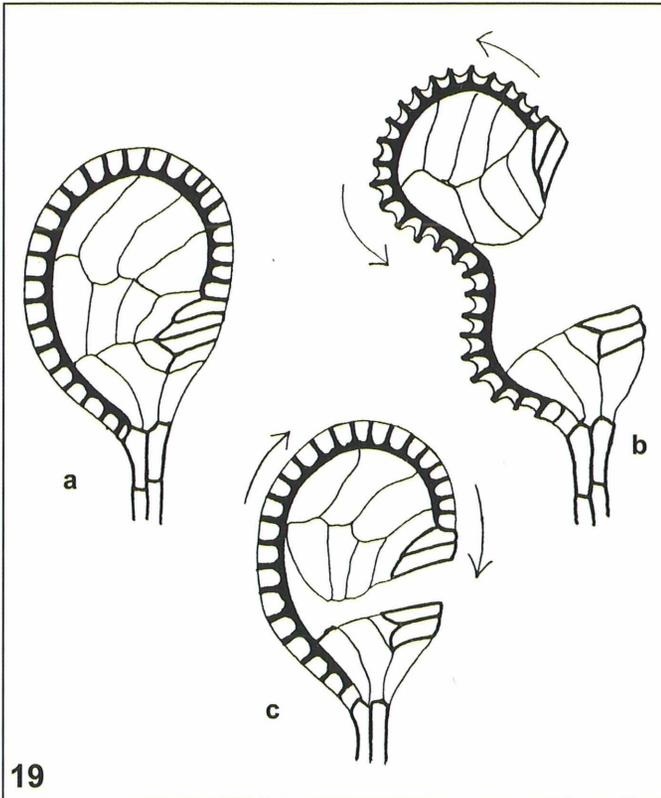
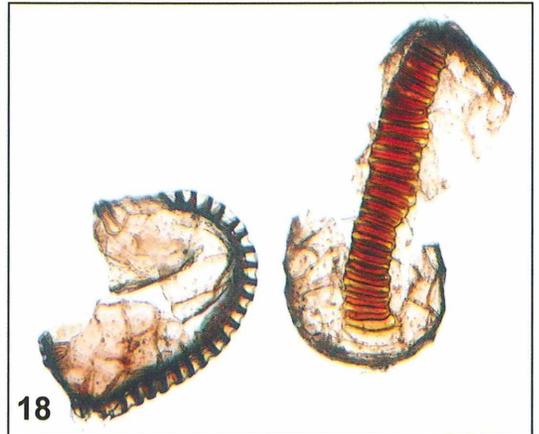
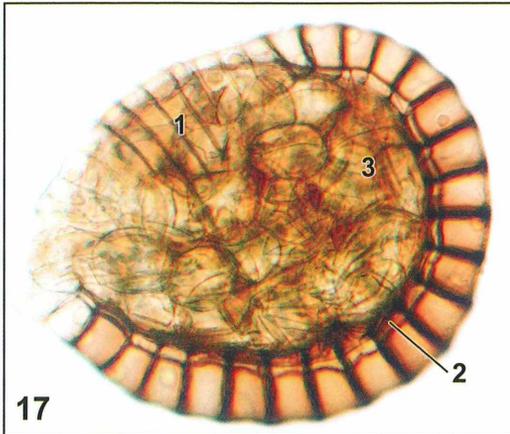


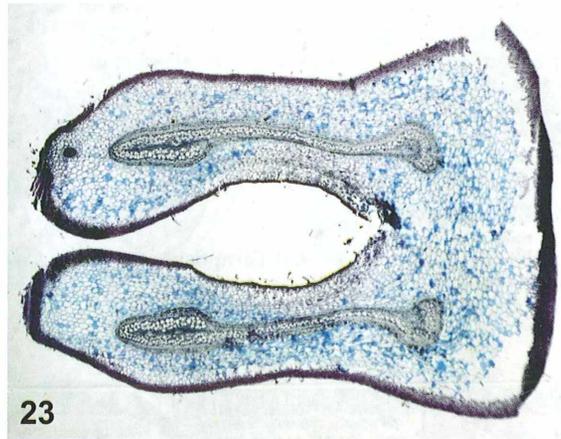
Abb. 17: Sporangium mit Stomium (1), Anuluszellen (2) und Sporen (3). – Abb. 18: Aufgesprungene, entleerte Sporangien. – Abb. 19: Funktionsweise des Sporangiums. – Abb. 20: Spore mit vorspringenden Falten. – Abb. 21: Spore mit weit vorspringenden Spalten.

bündelsystem näher befasst. Die Vielzahl der unterschiedlichen Leitbündelanordnungen und -verläufe versucht man mit der Stelärtheorie in ein System zu bringen. Wie schwierig sich die Verhältnisse gestalten, machen die Schnitte aus zwei verschiedenen Organbereichen des Straußenfarns, nämlich den Stolonen und den Blättern, deutlich. Abbildung 22 zeigt einen Querschnitt durch einen solchen Rhizomausläufer mit einem Zentralzylinder, in dem Xylem und Phloem in der Form eines radialen Leitsystems angeordnet sind. Außerhalb wird der Zylinder von Rindenparenchym umgeben. Diese Anordnung ist günstig für Pflanzenteile mit vorwiegender Zugbeanspruchung. Bei der überwie-

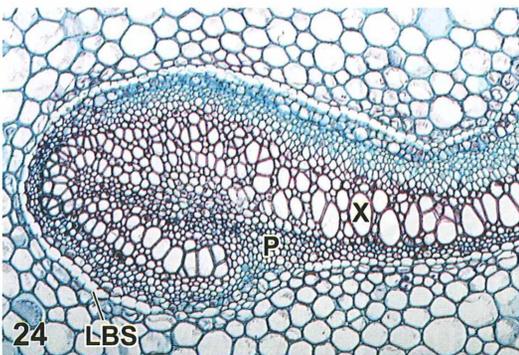
genden Biegebeanspruchung der oberirdischen Wedel ist eine mehr periphere beziehungsweise „gedehnte“ Anordnung des festigenden Leitgewebes vorteilhafter. Dies lässt sich gut an einem Querschnitt durch den Blattstiel zeigen, der nach Roeser oder Etzold gefärbt wird (Abb. 23). Aus der Färbung der Leitelemente (Abb. 24) ist erschießbar, dass es sich um ein konzentrisches Leitbündel handelt, das heißt ein Leitgewebe umgibt das andere vollständig. Gleichzeitig ist es ein hadrozentrisches Leitbündel, weil das Xylem von Phloem umfasst wird (griech. hadros = stark, dicht; meint dickwandige Xylemelemente). Hadrozentrische Leitbündel finden sich häufig bei Farnen. Im Quer-



22

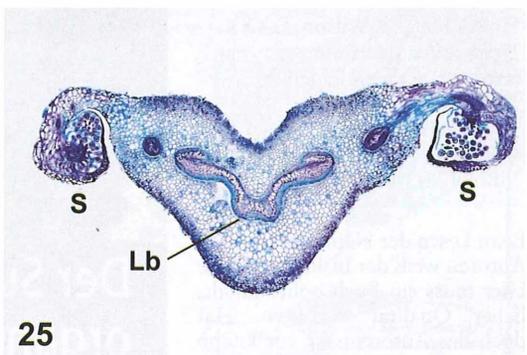


23



24

LBS



25

Abb. 22: Querschnitt durch einen Rhizomausläufer (Stolon) mit konzentrischem Leitbündel, das von parenchymatischem Gewebe umgeben ist. – Abb. 23: Querschnitt durch den unteren Teil des Blattstiels mit zwei bandförmigen konzentrischen Leitbündeln beiderseits der tiefen Rinne. – Abb. 24: Konzentrisches Leitbündel mit Innenxylem (hadrozentrisches Leitbündel). Für das Xylem (X) sind die großen Leitertracheiden charakteristisch. Das Phloem (P) besteht aus Siebzellen und Phloemparenchymzellen. Es ist nach außen durch eine starkhaltige Zelllage und eine darauffolgende Leitbündelscheide (LBS) mit verdickten Zellwänden vom Rindenparenchym abgegrenzt. – Abb. 25: Querschnitt durch ein Sporophyll mit Sori (S). Lb bandförmiges konzentrisches Leitbündel; die nach hinten eingerollte Blattspreite schützt die Sporangien (S).

schnitt können diese Bündel rund bis oval, gekrümmt oder gelappt erscheinen. Abbildung 23 zeigt einen Querschnitt aus dem unteren Teil des Blattstiels, in dem auf beiden Seiten der tiefen Rinne ein bandförmiges Gefäßbündel verläuft. Weiter oben im Blattstiel vereinigen sich diese beiden Bündel zu einer im Querschnitt breit V-förmigen Struktur (Abb. 25). Für genauere Ausführungen wären umfangreiche Schnittserien erforderlich.

Hinweise zur Präparationstechnik

Zur Präparation und Färbung der Präparate sei auf den Artikel über *Ledum palustre* vom Verfasser im Mikrokosmos 96, Heft 4, 2007, Seite 193–203 hingewiesen. Die Präparate wurden mit Hand- und Mikrotomschnitten angefertigt, gefärbt wurden sie nach Roeser. Für Epidermispräparate wurde Sudan IV verwendet.

Literaturhinweise

Aichele, D.: Unsere Moos- und Farnpflanzen. Kosmos Verlag, Stuttgart 1984.

Böhlmann, D.: Botanisches Grundpraktikum zur Phylogenie und Anatomie. Verlag Quelle & Meyer, Wiesbaden 1994.

Esau, K.: Pflanzenanatomie. Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1969.

Esser, K.: Kryptogamen II (Moose, Farne). Springer Verlag, Berlin 1992.

Fischer, M. A.: Exkursionsflora für Österreich. OÖ Landesmuseum (Hrsg.), Linz 2005.

Goebel, K.: Organographie der Pflanzen II. Teil Pteridophyten. Verlag Gustav Fischer, Jena 1929.

Harder, R., Firbas, F., Schumacher, W., von Denffer, D.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 28. Auflage. Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1962.

Hegi, G.: Illustrierte Flora von Mitteleuropa, Bd. 1. Hanser Verlag, München (ohne Jahr).

Haeupler, H.: Bildatlas der Farn- und Blütenpflanzen Deutschlands. Ulmer Verlag, Stuttgart 2007.

Nultsch, W.: Allgemeine Biologie, 11. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart 2001.

Probst, W.: Biologie der Moos- und Farnpflanzen. Verlag Quelle & Meyer, Heidelberg 1986.

Schorr, E.: Pflanzen unter dem Mikroskop. Metzler Verlag, Stuttgart 1991.

Straka, H.: Pollen- und Sporenkunde. Verlag Gustav Fischer, Stuttgart 1975.

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

Verfasser: Bruno Ortner, Pyrawang 44, A-4092 Esternberg, Österreich, E-Mail: brunoortner@aon.at

Buchbesprechung

Hölldobler, B., Wilson, E. O.: **Der Superorganismus.** Springer-Verlag, Heidelberg 2010, 604 Seiten, 136 Abbildungen, gebunden, € 79,95, ISBN 978-3-540-93766-1.

Beim Lesen der Namen der beiden Autoren weiß der Insider sogleich: Hier muss ein Buch hoher inhaltlicher Qualität vorliegen. Hat doch das Autorenpaar vor knapp 20 Jahren für das damalige Gemeinschaftswerk „The Ants“ den Pulitzer Preis verliehen bekommen. Diesmal stellen die beiden Fachexperten in ihrem Buch das zusammen, was in den beiden vergangenen Dekaden die Wissenschaft an Erkenntnissen zu den so genannten sozialen Insekten erarbeitet hat. Natürlich geht es schwerpunktmäßig um Ameisen.



Es werden aber auch Bienen, Wespen sowie Termiten berücksichtigt. Das Buch zeigt den Weg der Evolution der besagten Superorganismen auf, wobei die bedeu-

tenden Übergänge des Lebens vom Molekül über die Zelle bis hin zum Organismus berücksichtigt werden und der Blick geöffnet wird auf die Population bis schließlich hin zum Ökosystem.

Text wie Illustrationen sind gut verständlich, aber auch anspruchsvoll, so dass das Werk sich nicht nur wegen seines beachtlichen Gewichts von 1,75 Kilogramm, sondern insbesondere wegen seines intellektuellen Gehalts nicht unbedingt zur Bettlektüre eignet.

Jedem, der sich für die Thematik interessiert, muss diese Neuerscheinung wärmstens empfohlen werden. Für den zweifelsohne gewichtigen Anschaffungspreis nimmt man auf jeden Fall eine inhaltsmäßig wie fertigungstechnisch als sehr solide einzustufende Gegenleistung entgegen.

Wilhelm Wagner, Essen

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: 2010

Band/Volume: [99_5](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 99_5 1](#)