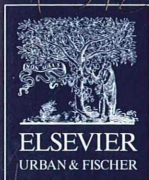


II 90372/104, 6



MIKROKOSMOS

Heft 6
101. Jahrgang
November 2012

◆ www.journals.elsevier.de/mikrok

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 sowie AG Mikropaläontologie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopischer Arbeitskreis Ruhrgebiet, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e. V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e. V.

Inhalt

Artikel

- 321** Die Jochalge als mikroskopisches Studienobjekt –
Einfache Experimente zu Fortpflanzung, Osmoregulation und
Zellregeneration
Robert Sturm
- 327** Wie und womit Pflanzen die Schwerkraft wahrnehmen
Siegfried Hoc
- 331** Alles Gute kommt von oben: Luftkeime
Teil 1: Makroskopische Beobachtungen
Cordula Siering und Klaus Hausmann
- 341** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen
Teil 5: Die Samen der Esche als Schraubendrehflieger
Werner Nachtigall
- 345** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild
Teil 5: Epizoisches Periphyton – Gastropodenbewuchs
Sarah-Julia Körner und Klaus Hausmann
- 353** Blattspaltereien – Zwei einfache Hilfsgeräte für botanische
Flächenschnitte
Erich Lüthje
- 363** Aufbereiten von Mikrotom-Messern
Teil 3: Einmalklingen und Messer-Montage
Gerhard Zimmert
- 370** Diskussionsbeitrag zum Artikel „Gibt es Bewusstsein bei Einzellern?“
Wolfgang Jacob
- 372** Steindorffs „Mikrobenjäger“ – Revolutionäres Mikroskop-Design
im Deutschland der Nachkriegszeit
Teil 1
Martin Mach und Manuel del Cerro
- 379** Alle Jahre wieder oder Selbstgebasteltes kommt immer von Herzen
Wolfgang Bettighofer

Rubriken

- 330, 351, 360**
Buchbesprechungen
- 339**
Nachricht
- 340, 352**
Desmidiaceen-Steckbriefe
- 361**
Form und Funktion im
Mikro- und Makrobereich
- 371**
Mikro-Markt
- 382**
Mikro-Dialoge
- 383**
Aus den
Arbeitsgemeinschaften

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

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: Wenige Millimeter große Bakterienkolonie auf einer Luftfangplatte.
Siehe Artikel C. Siering und K. Hausmann, S. 331–339.

Die Jochalge als mikroskopisches Studienobjekt – Einfache Experimente zu Fortpflanzung, Osmoregulation und Zellregeneration

Robert Sturm

Jochalgen sind mit dem Mikroskop aufgrund ihrer fadenförmigen Gestalt sehr leicht zu identifizieren. Vor allem die Gattung *Spirogyra* mit ihren spiralförmig gewundenen Chloroplasten stellt ein in vielerlei Hinsicht dankbares Studienobjekt dar, lassen sich doch an ihr gleichermaßen die einzelnen Stationen des Lebenszyklus sowie zahlreiche physiologische Phänomene wie Osmoregulation und Zellregeneration nach externer Einwirkung beobachten. Im folgenden Beitrag sollen in Anlehnung an einen bereits früher im MIKROKOSMOS veröffentlichten Artikel einfache Experimente zu den genannten Phänomenen beschrieben werden und zur mikroskopischen Darstellung gelangen.

Innerhalb der zu den Grünalgen im weiteren Sinne (Charo-/Streptophyta) zählenden Familie der Jochalgen (Zygnemataceae) tritt die Gattung *Spirogyra* aufgrund ihrer spektakulären Erscheinungsform mit den bis zu 15 spiralförmig gewundenen Chloroplasten besonders hervor (Abb. 1). Während die Alge mikroskopisch durch ihre einfache, aus unverzweigten Fäden bestehende Morphologie mit kontinuierlicher Aneinanderreihung einzelner Zellen für den Biologen ohne Probleme erkennbar ist, kann deren makroskopische Ansprache mitunter einige Schwierigkeiten bereiten. Am ehesten ist sie in saftig grünen Algenmatten anzutreffen, deren Substrat sich beim Reiben zwischen den Fingern durch eine schleimig wirkende Konsistenz auszeichnet und welche vorwiegend in Ufernähe auftreten, vergleichbar mit Watteballen im Wasser schweben oder auf der Wasseroberfläche treiben (Kadlubowska, 1984; Hainz, 2008).

Als nächste Verwandte zu *Spirogyra* gelten die Gattung *Zygnema*, deren Zellen je zwei sternförmige Chloroplasten enthalten, und die Gattung *Mougeotia* mit ihrem plattenförmigen Chloroplasten (Abb. 1). Hinsichtlich ihrer Ökologie ist *Spirogyra* durch die eine oder andere Besonderheit gekennzeichnet, tritt sie doch auf allen Kontinenten einschließlich der Antarktis auf (Hawes, 1988). Als typische Habitate der Grünalge gelten flache stehende Ge-

wässer und Seen, vereinzelt aber auch langsam fließende Bäche und Flüsse. Mit zunehmendem Salzgehalt des Wassers tritt sie in ihrer Häufigkeit sukzessive zurück, weshalb sie im marinen Bereich nur mehr sehr selten angetroffen werden kann (Hoshaw und McCourt, 1988).

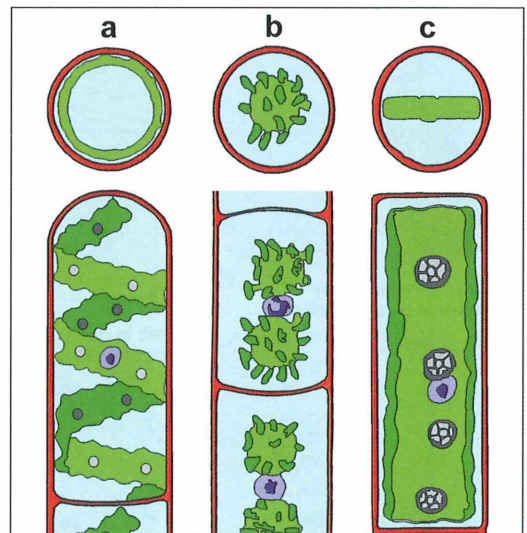
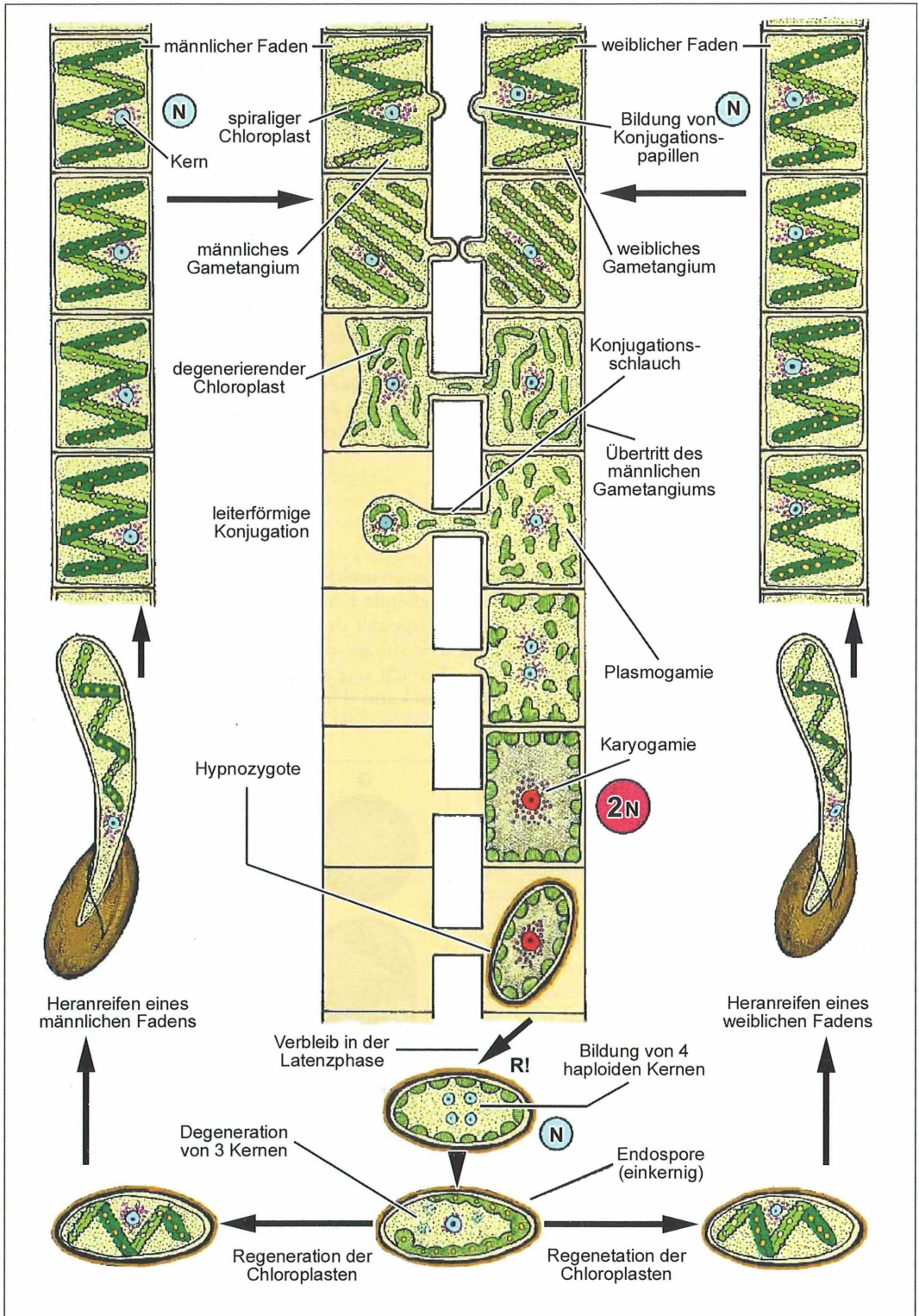


Abb. 1: Verschiedene, durch ihre spezifische Chloroplastenmorphologie gekennzeichnete Gattungen aus der Familie der Jochalgen. **a** *Spirogyra*. **b** *Zygnema*. **c** *Mougeotia*.



◀ **Abb. 2:** Detailzeichnung zur Darstellung der Abläufe innerhalb des Reproduktionszyklus von *Spirogyra*.

Zur Determination der bisher 386 beschriebenen Arten wird hauptsächlich der Prozess der sexuellen Fortpflanzung, unter Fachleuten auch als Konjugation bezeichnet, herangezogen. Je nach Spezies erfolgt die Konjugation entweder leiterförmig, das heißt durch Aneinanderlagerung zweier Zellfäden und Ausbildung von Konjugationskanälen (siehe unten), oder seitlich, das heißt durch Verbindung zweier benachbarter Zellen innerhalb eines Fadens. Weitere wichtige Merkmale zur Artbestimmung umfassen beispielsweise die Gestalt des Konjugationskanals, Form und Größe der Hypnozygoten sowie Struktur und Farbe der Hypnozygotenwand (Kadlubowska, 1984). Im nicht reproduktiven oder vegetativen Zustand weist *Spirogyra* nur vereinzelte Merkmale mit taxonomischer Relevanz auf, weshalb sich die Artbestimmung signifikant verkompliziert. Wichtige Charakteristika für die Spezifizierung sind in diesem Fall die Ausbildung der Querwand, die Anzahl der in einer einzelnen Zelle enthaltenen Chloroplasten und nicht zuletzt die Breite des Fadens beziehungsweise der Zelle.

Mikroskopische Beobachtungen zum Lebenszyklus von *Spirogyra*

Für die Mikroskopie einzelner Phasen des Lebenszyklus von *Spirogyra* bedarf es in erster Linie eines gewissen Maßes an Glück, um bei der Beprobung neben den zahlreichen vegetativen Zellfäden auch solche anzutreffen, zwischen denen ein oder mehrere Konjugationsereignisse stattfinden. Die der mikroskopischen Dokumentation vorangehende Präparation ist als äußerst einfach zu bewerten. Es genügt, einzelne Fäden gemeinsam mit einem Tropfen Wasser oder Nährlösung auf einen Objektträger zu übertragen und diese mit Hilfe von Vaseline und eines Deckglases möglichst dicht abzuschließen. Dies hat den Sinn, eine durch die Wärme des Durchlichts verursachte, vorzeitige Austrocknung des Präparates zu verhindern.

Unter dem Mikroskop können freilich nur jene Abschnitte des Lebenszyklus dokumentiert werden, innerhalb derer sich Ereignisse zwischen zwei Zellfäden oder zwei benachbarten

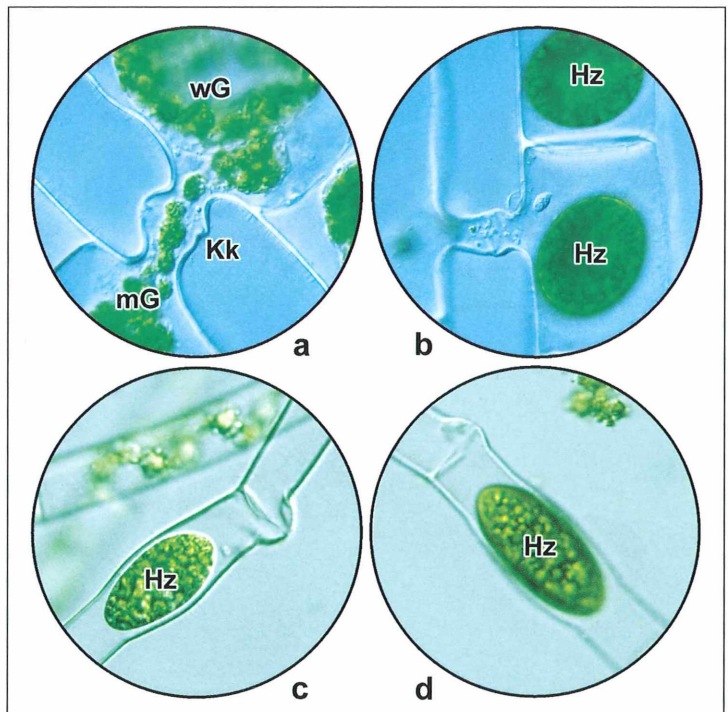


Abb. 3: Mikroskopische Sicht auf die Reproduktion von *Spirogyra*. **a** und **b** Leiterkopulation zwischen zwei benachbarten Zellfäden mit Ausbildung eines Kopulationskanals (Kk), Übertritt des männlichen (mG) zum weiblichen Gametangium (wG) und Ausbildung einer Hypnozygote (Hz) (Vergr. 200fach). **c** und **d** Laterale Kopulation innerhalb eines Zellfadens mit nachfolgender Hypnozygotenentwicklung (Vergr. 125fach).

Zellen abspielen. Bei der skalariformen (leiterförmigen) Konjugation (Abb. 2, 3a und b) kommt es zu Beginn zur Aneinanderlagerung zweier haploider Fäden und zur Auflösung der Chloroplasten. In weiterer Folge entsteht zwischen zwei einander gegenüberliegenden Zellen der oben erwähnte Konjugationskanal, durch den das Gametangium der abgebenden Zelle (männlich) zum Gametangium der aufnehmenden Zelle (weiblich) geführt wird. Die beiden Gametangien verschmelzen anschließend zur so genannten Hypnozygote, welche nicht allzu lange nach ihrer Entstehung aus dem Zellfaden freigelassen wird. In dieser Phase des planktischen Einzellstadiums erfolgt eine vollständige Reduktionsteilung. Von den resultierenden vier Zellkernen gehen jedoch drei zugrunde, wohingegen sich der verbleibende Kern zu einem haploiden Keimling entwickelt, der nach einiger Zeit des Wachstums aus der Hypnozygote schlüpft und die Basis für einen künftigen Zellfaden bildet.

Eine wesentlich einfachere Form der Reproduktion wird durch die laterale oder seitliche Konjugation repräsentiert (Abb. 3c und d). Dabei tritt zwischen zwei im Faden nebeneinanderliegenden Zellen eine partielle Auflösung

der Zellwand auf, die es dem männlichen Gametangium ermöglicht, zu seinem weiblichen Konterpart zu wandern und sich mit diesem in Analogie zur leiterförmigen Konjugation zu einer Hypnozygote zu verschmelzen. Der weitere Verlauf des Lebenszyklus erfolgt dann auf völlig identische Art und Weise wie im bereits oben geschilderten Fall der Fortpflanzung zwischen Zellen aus zwei verschiedenen Fäden.

Experimente zur Osmoregulation von *Spirogyra*

Unter Osmose versteht man ganz allgemein einen Prozess, bei dem sich zwei durch eine semipermeable Membran getrennte Lösungen mit unterschiedlichem Stoffgehalt infolge der gerichteten Diffusion des Lösungsmittels allmählich in ihrer Konzentration einander angleichen. Wie bereits vom Autor in einem früheren Beitrag im MIKROKOSMOS ausführlich dargestellt wurde, übernehmen bei pflanzlichen Zellen das Plasmalemma und der Tonoplast die Funktion der halbdurchlässigen Membranen. Überträgt man also eine Pflanzenzelle in ein hypertonisches Medium, welches sich durch

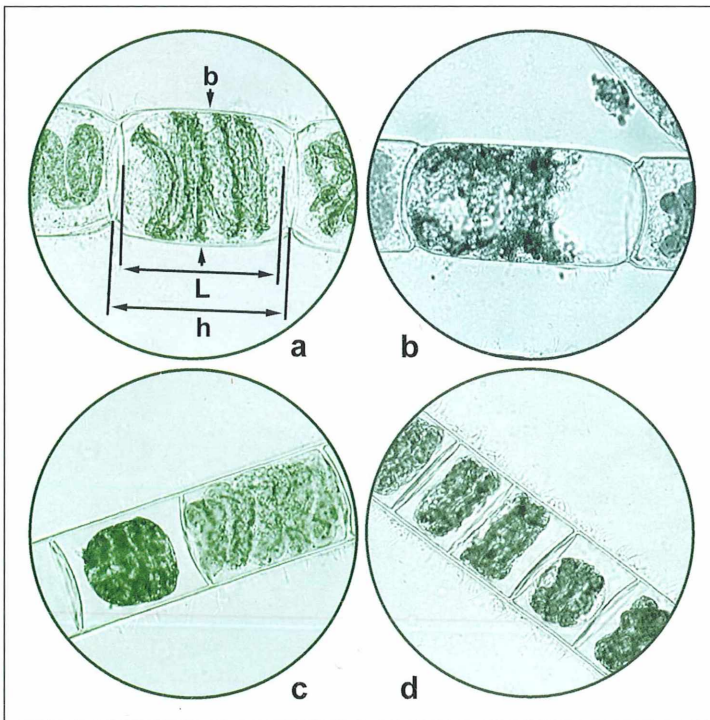


Abb. 4: Plasmolyse und Harnstoffpermeabilität bei *Spirogyra*.
a Parameter zur Ermittlung des Plasmolysegrades (siehe Text).
b Plasmolysierte Zelle (Vergr. 250fach).
c Harnstoffpermeabilität bei junger (links) und alter (rechts) Zelle (Vergr. 200fach).
d Permeabilitätsverhalten verschiedener junger Zellen (Vergr. 200fach).

eine höhere Stoffkonzentration als die intrazelluläre Flüssigkeit auszeichnet, beginnt diese, Wasser an die Umgebung abzugeben. Bei Überführung der Zelle in ein hypotonisches Medium mit niedrigerer Stoffkonzentration als die Zellflüssigkeit tritt das genau umgekehrte Phänomen, also die Aufnahme von Wasser durch den Organismus auf (Sturm, 2006).

Für die Veranschaulichung der zellulären Osmoregulation unter dem Mikroskop wird ein *Spirogyra*-Faden beispielsweise gemeinsam mit Traubenzuckerlösung ($C_6H_{12}O_6$; 0,5-molar) auf einen Objektträger transferiert und auf identische Weise wie bei den Beobachtungen zum Lebenszyklus präpariert. Da es sich bei der umgebenden Lösung um ein deutlich hypertonisches Medium handelt, beginnen einzelne Protoplasten Wasser nach außen abzugeben (Abb. 4a und b). Die kontinuierliche Dehydrierung der Zellen bewirkt in weiterer Folge eine Ablösung des Protoplasmas von der Zellwand – ein Vorgang, welcher allgemein unter der Bezeichnung Plasmolyse bekannt ist. Hat die Plasmolyse noch nicht einen von Art zu Art unterschiedlichen Grad überschritten, lassen sich die Zellen durch Übertragung in ein isotonisches Medium (bezogen auf ihren Grundzustand) wieder in ihre ursprüngliche Form zurückversetzen.

Um den osmotischen Wert einer Pflanzenzelle nach Behandlung mit hyper- oder hypotonischer Lösung auf einfache Art und Weise feststellen zu können, bedient man sich sehr häufig der so genannten plasmometrischen Methode. Die dazu benötigten Zellparameter sind in Abbildung 4a eingezeichnet und beinhalten die innere Länge der Zelle (h), die maximale Länge des plasmolysierten Protoplasten (L) und die innere Zellbreite (b). Der Plasmolysegrad (G),

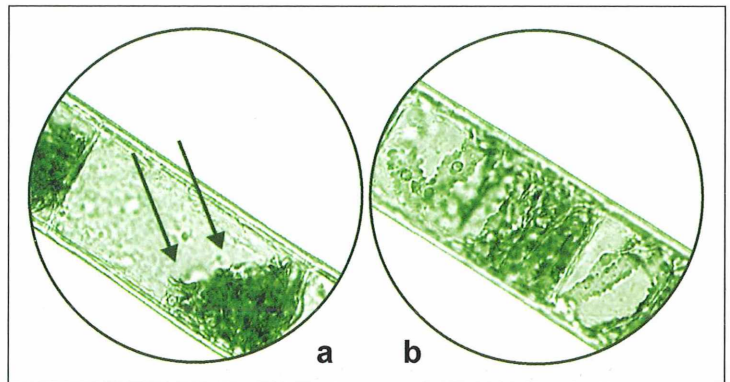
welcher das volumetrische Verhältnis von plasmolysierter Zelle zu entspannter Zelle beschreibt, kann nun durch die einfache mathematische Formel $G = (L - b / 3) / h$ zum Ausdruck gebracht werden. Der im Protoplasten zu einem gewissen Zeitpunkt vorherrschende osmotische Wert (O) errechnet sich durch simple Multiplikation des Plasmolysegrades mit der Konzentration des der Zelle zugeführten Plasmolytikums (C). Im konkreten Fall konnte für die abgebildete *Spirogyra*-Zelle ein Wert für G von 0,43 ermittelt werden, was bei Verwendung eines 0,5-molaren Plasmolytikums einen zellinternen osmotischen Wert von 0,215-molar ergibt.

Mit zunehmendem Alter beginnt die Biomembran einer Pflanzenzelle eine gewisse Permeabilität (Durchlässigkeit) für gelöste Moleküle und Ionen zu entwickeln. Das Ausmaß dieser Permeabilität hängt dabei im Wesentlichen von Teilchenparametern wie Molekülgröße, Lipidlöslichkeit und elektrischer Ladung ab. Hinsichtlich der Grünalge *Spirogyra* lässt sich das Phänomen am eindrucksvollsten durch Zugabe einer Harnstofflösung (1-molar) zu entsprechenden Zellfäden demonstrieren. Während ältere Zellen infolge einer nahezu vollständigen Durchlässigkeit für das Plasmolytikum keinerlei durch die Abgabe von Zellwasser induzierte Prozesse erkennen lassen, tritt bei jungen Zellen, deren Zellmembran für den Harnstoff praktisch impermeabel ist, die oben dargestellte Erscheinung der Plasmolyse auf (Abb. 4c und d). Aufgrund der hohen Konzentration des umgebenden Mediums kann relativ rasch ein erhöhter Plasmolysegrad beobachtet werden, der auf eine starke Aufkonzentrierung des Zell-saftes hinweist.

Abb. 5: Einwirkung erhöhter Schwerkraft auf *Spirogyra* durch Vitalzentrifugation.

a Deformation der Chloroplasten nach fünfminütiger Behandlung mit 6.000 U/min (Pfeile).

b Regenerierte Zelle (Vergr. 200fach).



Zellregeneration nach externer Einwirkung

In ihrem natürlichen Lebensraum gibt es mit Ausnahme von Licht, Temperatur und Wind kaum externe Faktoren, welche einen größeren Einfluss auf das Zellinnere nehmen. Um deshalb Effekte von Organellen- und Zellkernverlagerungen auf die Zellphysiologie dokumentieren zu können, sind die Algenfäden einem künstlichen Schwerkräftmilieu zu unterziehen, welches man etwa durch Zentrifugation erhält. Die Ergebnisse einer solchen Vitalzentrifugation (5 Minuten bei 6000 U/min) und nachfolgenden Präparation der Algen nach oben vorgestelltem Muster sind in Abbildung 5a und b zusammengefasst. Wie sich eindeutig erkennen lässt, erfolgt eine Verschiebung der Zellkompartimente entlang eines resultierenden Schwerkräftvektors beziehungsweise eines innerhalb des Zentrifugiergefäßes vorherrschenden Schwerkräftgradienten. Dies führt in vielen Fällen zu einer mitunter extremen Zusammendrängung der Organellen auf einer bestimmten Zelleite. Da die Organellen jedoch über eine durch Mikrotubuli und Mikrofilamente bedingte Beweglichkeit verfügen, gilt deren Verlagerung innerhalb einer Zelle als weitgehend reversibel. Bei *Spirogyra* ist der physiologische Grundzustand mit schraubenförmigen, über die gesamte Zelllänge verteilten Chloroplasten je nach Intensität der Schwerkräfteinwirkung nach spätestens einer Stunde wieder vollständig hergestellt (Sturm, 2010).

Schlussbetrachtung

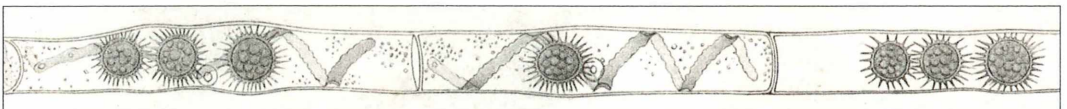
Die Grünalge *Spirogyra* verfügt über zahlreiche Eigenschaften, welche sie zu einem vorzüglichen Modellorganismus erwachsen lassen. Hier sind zunächst ihre aufgrund des ubiquitä-

ren Auftretens gute Verfügbarkeit und hohe Genügsamkeit zu nennen, welche das Ansetzen komplizierter Nährlösungen überflüssig machen. Die Gattung ist zudem recht einfach zu bestimmen und kaum mit anderen Grünalgen derselben Familie zu verwechseln. Als Hauptgrund für ihre Verwendung und – was noch wichtiger ist – ihre didaktischen Vorzüge gelten aber die Vielzahl von Experimenten, die sich an ihr ohne hohen finanziellen und zeitlichen Aufwand durchführen lassen. *Spirogyra* stellt damit eines von vielen Beispielen dar, mit deren Hilfe ein lebendiger Biologieunterricht gestaltet werden kann.

Literaturhinweise

- Hainz, R.: Die Beziehung zwischen Fadentypen (Morphotypen) der Süßwasseralge *Spirogyra* (Zygnematophyceae, Streptophyta) und abiotischen Umweltbedingungen in mitteleuropäischen Gewässern. Diplomarbeit, Universität Wien, Wien 2008.
- Hawes, I.: The seasonal dynamics of *Spirogyra* in a shallow, maritime Antarctic lake. *Polar Biology* 8, 429–437 (1988).
- Hoshaw, R. W., McCourt, R. M.: The Zygnemataceae (Chlorophyta): a twenty-year update of research. *Phycologia* 27, 511–548 (1988).
- Kadlubowska, J. Z.: Conjugatophyceae I – Zygnemales. In: Ettl, H., Gerloff, H., Heynig, H., Mollenbauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Chlorophyta VIII, S. 13–87. Gustav Fischer Verlag, Jena 1984.
- Sturm, R.: Einfache pflanzenphysiologische Experimente und deren Wert für den biologischen Unterricht. *Mikrokosmos* 95, 321–327 (2006).
- Sturm, R.: Die Zieralge *Micrasterias torreyi* unter dem Mikroskop – Beobachtung der Zellteilung und einfache physiologische Experimente. *Mikrokosmos* 99, 257–262 (2010).

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



Spirogyra (aus A. de Bary, 1858; vgl. mit B. Laber: *Mikrokosmos* 101, 30–35, 2012).

Wie und womit Pflanzen die Schwerkraft wahrnehmen

Siegfried Hoc

Durch schwerkraftabhängige Orientierungsbewegungen von Pflanzen wachsen bei der Keimung von Früchten oder Samen die Wurzeln in die Erde, die ergrünenden Sprosse dagegen nach oben. Dieser Geotropismus wird überwiegend mit Hilfe von Statocysten wahrgenommen. Es handelt sich dabei um Stärke enthaltende Organellen, die Amyloplasten. Sie können durch einfache technische Verfahren in den Wurzelspitzen mikroskopisch sichtbar gemacht werden.

Pflanzen verfügen über die Fähigkeit, Umweltreize aufzunehmen, sie in physiologisch wirksame Signale umzuwandeln und darauf zu reagieren. Sind sie zu einer Ortsbewegung fähig, wie manche Algen zum Beispiel, so wird von Taxien gesprochen. Fehlt die freie Ortsbewegung, so können nur pflanzliche Organe Orientierungsbewegungen durchführen. Solche Tropismen werden zum Beispiel durch Licht (Phototropismus) oder durch die Schwerkraft (Gravitropismus) ausgelöst. Gravitropismus, auch als Geotropismus bezeichnet, wirkt sich wie der Phototropismus durch eine gerichtete Wachstumsbewegung aus.

Wurzeln von höheren Pflanzen und Rhizoide von Moosen und Farnen sind in ihrem Wachstum stets zum Erdmittelpunkt ausgerichtet (positiver Geotropismus), andere Organe wie Sprossachsen, Fruchtkörper von Pilzen und Protonemata von Armleuchteralgen (*Chara*) wachsen dagegen weg vom Erdmittelpunkt (negativer Geotropismus).

Gravimorphose und Statolithen

Die Schwerkraftwirkung auf Pflanzen ist bereits 1806 von T. A. Knight an Erbsenkeimlingen nachgewiesen worden. Heute ist die Gravitationsbiologie ein etabliertes Forschungsgebiet und man weiß, dass die Schwerkraft auch die Gestalt der Lebewesen prägt. Beispielsweise ist die Ausbildung von Skelettmateriale bei Landtieren eine solche Gravimorphose. Selbst die Blütenform von Orchideen unterliegt einer Gravimorphose: Während der Blütenentwick-

lung führt der Blütenstiel eine schwerkraftabhängige Drehung um 180° aus, wodurch die Bestäubung durch Insekten erleichtert wird.

Um die Schwerkraft wahrnehmen zu können, sind Partikel, so genannte Statolithen erforderlich, die gegenüber ihrer Umgebung eine Relativbewegung ausführen können. Bei Tieren werden entweder extrazelluläre Flüssigkeiten oder Statolithen relativ zu sensorischen Strukturen wie Sinneshaaren bewegt. Bei Pflanzen dagegen beruht die Schwerkraft-Perzeption stets auf rein intrazellulären Mechanismen: Die Schwerkraft bewirkt eine Druck- und/oder Lageveränderung von Statolithen. Dieser Vorgang wird als Suszeption bezeichnet. Die physiologische Veränderung löst in bestimmten

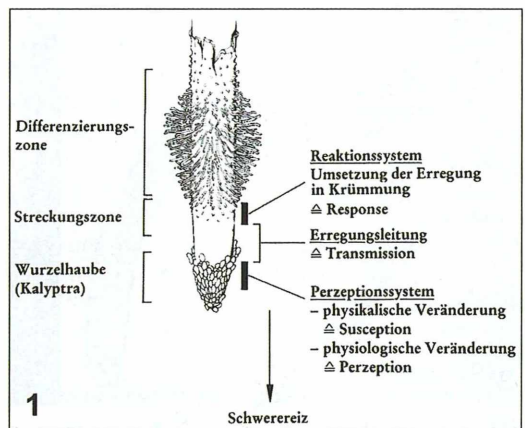
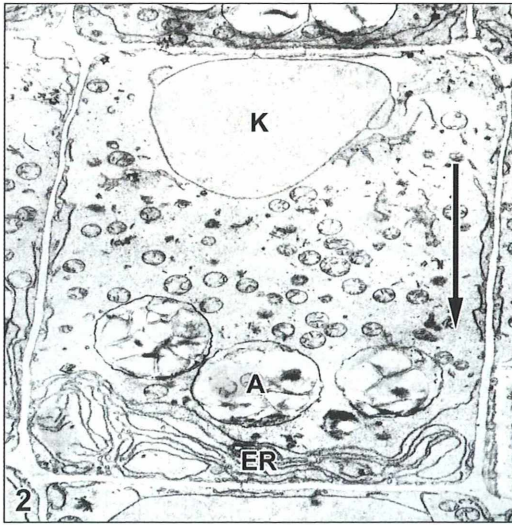


Abb. 1: Ablauf der Reiz-Response-Kette und Lokalisation der einzelnen Schritte in der Wurzel (aus Hensel, 1982).



◀ **Abb. 2:** Eine Statocyte der Kresse im elektronenmikroskopischen Bild. A Amyloplast, ER Endoplasmatisches Retikulum, K Zellkern. Der Pfeil zeigt die Richtung der Schwerkraft an (aus Hensel, 1990).

kurz und kann nach rund 90 Minuten abgeschlossen sein. Grasknoten dagegen benötigen dazu viel länger.

Graviresponse bei Gräsern und Wurzeln

Überhaupt weist der Geotropismus der Gräser eine Besonderheit auf. Bei ihnen ist nämlich die Graviresponse auf die Knoten beschränkt, während die Internodien gerade bleiben. Wird ein Grashalm mit Knoten horizontal gelegt, so verlängert sich die Unterseite des Knotens und die Oberseite wird verkürzt. Dadurch wird das Halmstück über dem Knoten um etwa 75° aufgerichtet.

Zu den am besten untersuchten Objekten in der Gravitropismus-Forschung gehört die Wurzel der höheren Pflanzen (Abb. 1). Ort der Gravierperzeption ist die Wurzelhaube (Kalyptra). In ihrem Aufbau folgt distal auf das Meristem

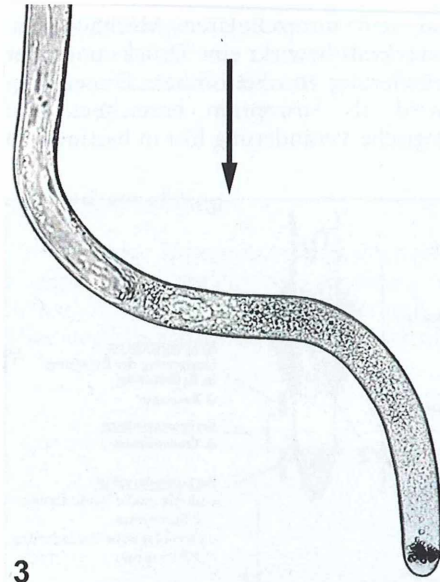


Abb. 3: Wahrnehmung der Schwerkraft eines *Chara*-Rhizoides. In der Fadenspitze befinden sich Bariumsulfat-Körnchen als Statolithen. Der Pfeil zeigt die Richtung der Schwerkraft an (aus Sievers et al., 1996). –

Abb. 4: Das Wachstum der Wurzeln des keimenden Leinsamens in der senkrecht aufgestellten Petrischale folgt der Schwerkraft.

(Bildungsgewebe) das Apikalmeristem (Vegetationspunkt) mit dem Statenchym. Die Zellen des Statenchyms, die Statocyten, enthalten sedimentierbare Amyloplasten. Das sind stärkehaltige Plastiden (Abb. 2). Die äußeren Zellen sind Sekretzellen, die einen hygroskopischen Schleim produzieren. Er erleichtert das Eindringen der Wurzel in die Erde. Im Zuge des Wurzelwachstums werden die Wurzelhaubenzellen immer wieder abgeschilfert und infolge meristematischer Teilung ständig durch neue Zellen ersetzt.

Die Amyloplasten sowie andere sedimentierende Zellorganellen in den Statocyten fungieren als Statolithen. Sie sedimentieren infolge der Schwerkraft und ruhen auf dem endoplasmatischen Reticulum (ER). In Normallage der Wurzel ist der Kontakt zwischen Amyloplasten und ER symmetrisch. Wird die Wurzellage verändert, sedimentieren die Amyloplasten in die relativ zur Wurzelachse geänderten Richtung. Der ER-Komplex wird entlastet, und durch Calcium-Ströme wird das Membranpotential der Statocyten verändert. Auf der einen Seite werden sie depolarisiert, auf der gegenüber liegenden Seite dagegen hyperpolarisiert. Die Krümmung der Wurzel in Richtung des Schwerkraftvektors bewirken offenbar Wachstumsstoffe wie Auxin (Indolyl-3-Essigsäure) unter Beteiligung von Calcium-Ionen. Wie für die Wurzel sind auch für den Spross Statolithen für den Gravitropismus zuständig. Amyloplasten finden sich zum Beispiel in der so genannten Stärkescheide. Dieses einschichtige Gewebe umgibt die zentral gelegenen Leitbündel der dikotylen Pflanzen.

Statolithen von Armleuchteralgen und Samen

Zur Demonstration von Statolithen sind die Rhizoide (Wurzeln) der Armleuchteralgen (Characeae) besonders geeignete Objekte (Abb. 3). Diese Grünalgen kommen in sauberen, kalkhaltigen, stehenden oder langsam fließenden Gewässern vor. In der Spitze der Rhizoide, die im Gegensatz zu den Sprossen keine Rindenzellen besitzen, zeigt das Mikroskop die Statolithen. Es handelt sich um gut sichtbare mineralische Körnchen, die ohne präparative Maßnahmen leicht zu erkennen sind. Es soll sich um Bariumsulfat handeln.

Um in der Kalyptra die Statolithen mikroskopisch sichtbar zu machen, lässt man Kresse-



Abb. 5: Mit Lugol'scher Lösung und Phenol-Lösung sichtbar gemachte Statolithen-Stärkekörner in einer Keimwurzel von Leinsamen. Vergr. 400fach.

oder Leinsamen in einer Petrischale auf feuchtem Filtrierpapier keimen. Nachdem die gallerartige Hülle aufgequollen ist (etwa nach einem halben Tag) kleben die Samen auf dem feuchten Filtrierpapier, so dass die Petrischale senkrecht aufgestellt werden kann. Nach etwa zwei Tagen im Dunklen zeigen sich die Keimwurzeln mit einer Länge bis zu 10 mm (Abb. 4). Die abgeschnittenen Wurzeln legt man in Lugol'sche Lösung (1 g Kaliumjodid in 5 ml Wasser lösen; dann 1 g Jod zugeben und ebenfalls lösen; mit Wasser auf 300 ml auffüllen). Nach etwa 10 Minuten bringt man die Wurzeln auf ein Filtrierpapier zum Abtrocknen und gleich danach auf einen Objektträger, wo sie aufgeheilt werden müssen. Dazu eignet sich eine konzentrierte Chloralhydrat-Lösung (5 g Chloralhydrat in 2 ml Wasser lösen). Einfacher in der Handhabung und nach meinen Erfahrungen besser geeignet ist Phenol. Die Lösung aus 90% Phenol (Acidum carboicum) und 10% destilliertem Wasser macht auch dickere Präparate durchsichtig und die angefärbten Stärkekörner gut sichtbar (Abb. 5).

Auch in Mikrotom- oder Handschnitten, die in 70%igem Ethanol 24 Stunden fixiert wurden, können durch Anfärben mit einer 1:5 verdünnten Stammlösung aus Jod-Jodkalium und 20% Chloralhydrat (Färbezeit zirka eine Minute) die Amyloplasten in den Wurzelspitzen sichtbar gemacht werden.

Literaturhinweise

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

- Hensel, W.: Der „klassische“ Klinostat in der modernen Geotropismus-Forschung. *Biologie in unserer Zeit* 12, 173–178 (1982).
- Hensel, W.: Gravotropismus der Pflanzen. *Naturwiss. Rdsch.* 43, 135–140 (1990).
- Hoc, S.: Sinnes-„Organe“ bei Pflanzen. *Mikrokosmos* 64, 191–193 (1975).
- Hodick, D., Buche, B., Sievers, A.: Statolith positioning by microfilaments in *Chara* rhizoids and protonemata. *Adv. Spaces Res.* 21, 1183–1189 (1998).
- Kuhn, K., Probst, W.: *Biologisches Grundpraktikum*. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
- Schnepf, E.: Position und Funktion von Plastiden. Teil 1: Das Kranzsyndrom und die Stärkebildung bei *C₄*-Pflanzen. *Mikrokosmos* 93, 65–73 (2004a).
- Schnepf, E.: Position und Funktion von Plastiden. Teil 2: Statolithenstärke. *Mikrokosmos* 93, 155–161 (2004b).
- Schönbohm, E.: Geotropismus: Folgeprozesse der geischen Reizung. *Biologie in unserer Zeit* 3, 79–85 (1973a).

- Schönbohm, E.: Geotropismus: Der Schwerereiz und seine Perzeption bei Pflanzen. *Biologie in unserer Zeit* 3, 1–7 (1973b).
- Schönbohm, E.: Das Experiment: Versuch zum Geotropismus der Pflanzen. *Biologie in unserer Zeit* 3, 155–160 (1973c).
- Sievers, A., Buche, B., Hodick, D.: Gravity sensing in tip-growing cells. *Plant Sci.* 1, 273–279 (1996).
- Volkman, D.: Gravitationsbiologie. *Biologie in unserer Zeit* 22, 323–329 (1992).

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

Fotos: Josef Häckl, Brucker Straße 16A, 82275 Emmering

Buchbesprechung

Mehlhorn, H.: Die Parasiten des Menschen. Erkrankungen erkennen, bekämpfen und vorbeugen, 7. Auflage. Springer Spektrum, Berlin 2012, 324 Seiten, 193 farbige Abbildungen, kartoniert, € 29,95, ISBN 978-3-8274-2270-5

und

Mehlhorn, H.: Die Parasiten der Tiere. Erkrankungen erkennen, bekämpfen und vorbeugen, 7. Auflage. Springer Spektrum, Berlin 2012, 560 Seiten, 500 farbige Abbildungen, kartoniert, € 39,95, ISBN 978-3-8274-2268-2.



Prof. Dr. Heinz Mehlhorn – der international bekannte Parasitologe und Autor zahlreicher Bücher rund um Parasiten – bringt in diesem Jahr gleich zwei aktualisierte Lehrbücher heraus. In *Die Parasiten des Menschen* und *Die Parasiten der Tiere* werden viele Informationen aus seinen anderen Werken neu zusammengefasst und aktualisiert, wobei im Wesentlichen die 6. Auflage vom *Grundriss der Parasitenkunde* von Mehlhorn und Piekarski Pate stand. Die systematischen Einordnungen der Parasitengruppen sind noch traditionell. Nach einer grundsätzlichen Einführung zum *Phänomen Parasitismus* werden in den Büchern jeweils zahlreiche Vertreter von Einzellern, Würmern, Arthro-

poden und Ektoparasiten von Mensch und Tier detailliert vorgestellt. Etliche Parasiten der Haus-, Nutz- und Heimtiere können auch den Menschen infizieren und schädigen, so dass bei einem Befall Vorsicht geboten ist. Nach einem übersichtlichen Schema aus bis zu elf Punkten werden die wichtigsten Informationen wie beispielsweise Verbreitung, Biologie, Symptome der Erkrankung, Diagnose und Therapie aufgeführt. Auch praktische Tipps zu Behandlung und Vorbeugung werden gegeben. Die Bilder – insbesondere die rasterelektronenmikroskopischen Aufnahmen – sind hochwertig und lassen den Leser manchmal zwischen Faszination und Schauern schwanken. Kolo-

rierte Lebenszyklen veranschaulichen die Entwicklungsgänge sehr anschaulich. Hier und da hätte man etwas sparsamer mit der Farbgebung umgehen können. Insbesondere ist die nachträgliche, einheitliche Einfärbung mikroskopischer Schwarzweißbilder nicht unbedingt von Vorteil. Ansonsten überzeugt die fundierte Darstellung der verschiedenen Parasiten. Nicht nur im human- und veterinärmedizinischen Bereich werden diese beiden Werke gute Dienste leisten, sondern auch Biologen und parasitologisch interessierte Laien werden sie als Lernhilfe und Nachschlagewerke zu schätzen wissen.

Renate Radek, Berlin

Alles Gute kommt von oben: Luftkeime

Teil 1: Makroskopische Beobachtungen

Cordula Siering und Klaus Hausmann

Luftkeime können in einem einfachen Versuch gewonnen und angereichert werden. Einige mit Nährmedium gefüllte Petrischalen wurden zum einen innerhalb und zum anderen außerhalb des Zoologiegebäudes der Freien Universität Berlin für sechs Stunden geöffnet aufgestellt und dann bei 30 °C im Wärmeschrank inkubiert. Schon nach zwei Tagen fand man eine ungeahnte Vielzahl und Diversität von Bakterien, Hefen und anderen Pilzen. Die Keime wurden dann sowohl makroskopisch (Teil 1 dieses Artikels) als auch licht- und rasterelektronenmikroskopisch untersucht (Teil 2).

Das Thema Luftkeime beschäftigt die Forscher schon fast ein Jahrhundert lang (Pietsch, 1916) und doch gerät es immer wieder für längere Zeit in Vergessenheit. Im MIKROKOSMOS beschrieb zuletzt Wolfgang Dawid *gelbe Luftbakterien* (1973a). Die hier erläuterten Untersuchungen sollten insbesondere die Vielfalt der Luftkeime aufdecken.

Obwohl Mikroorganismen alle möglichen Lebensräume besiedeln, gehört unsere Atmosphäre zu einem der ungünstigsten für sie. Als einziges Habitat weltweit können sie sich hier nicht auf Dauer aufhalten, da es ihnen an Wasser und Nährstoffen fehlt. Auch der gefährlichen UV-Strahlung sind sie hier ungeschützt ausgesetzt. Häufig befinden sich Luftkeime nur vorübergehend als Sporen in der Luft, um sich weiterzuverbreiten und sich dann an einem neuen Standort niederzulassen. Sie können aber auch passiv an Staubpartikeln oder durch Wind und Vogelkot in die Atmosphäre getragen werden (Bayrhuber und Lucius, 1992a). Es lassen sich sowohl Bakterien als auch Schimmelpilze und Hefen in der Luft nachweisen.

Bakterien und Pilze in der Luft

Luftbakterien weisen bestimmte Eigenschaften auf, die ihnen helfen, die schwierigen Bedingungen in der Atmosphäre zu meistern. Um sich beispielsweise vor den schädlichen UV-

Strahlen zu schützen, besitzen viele Luftbakterien Pigmente. Diese Pigmentierung ist auf die Fähigkeit zur Synthese von Carotinoiden zurückzuführen. UV-Strahlung kann in den Bakterienzellen Photooxidationsreaktionen auslösen, die unkontrolliert ablaufen und dazu führen, dass sich durch die Lichtenergie der giftige Singulett-Sauerstoff bildet. Diese hochreaktive Verbindung kann die Zelle stark schädigen und zu ihrem Tod führen. Carotinoide haben die Fähigkeit, einen Großteil des schädlichen Lichtes zu absorbieren und die toxischen Sauerstoffmoleküle zu neutralisieren (Madigan und Martinko, 2009; Steinbüchel und Oppermann-Sanio, 2011). Die Bildung aller Pigmente erfolgt aus den im Nährboden enthaltenen Kohlenhydraten, Aminosäuren, Lipiden und Lipoiden. Glucosehaltiger Nähragar und Tageslicht fördern die Synthese zusätzlich.

Die farbigen Kolonien der Luftbakterien sind auf die meist gelbe, rote, braune oder grüne Färbung der Pigmente zurückzuführen. Eine einzelne Bakterienzelle erscheint jedoch im Lichtmikroskop farblos. Das liegt daran, dass der Pigmentanteil nur bei einem Prozent der Trockensubstanz liegt. Erst im Verband der Kolonie kommt die Pigmentfarbe zum Vorschein (Dawid, 1973b). Desweiteren haben viele Luftbakterien die Fähigkeit zur Sporenbildung. Diese so genannten Endosporen werden nur von grampositiven Bakterien gebildet. Sie sind extrem beständig gegenüber Hitze und anderen Belastungen (Madigan und Martinko, 2009).

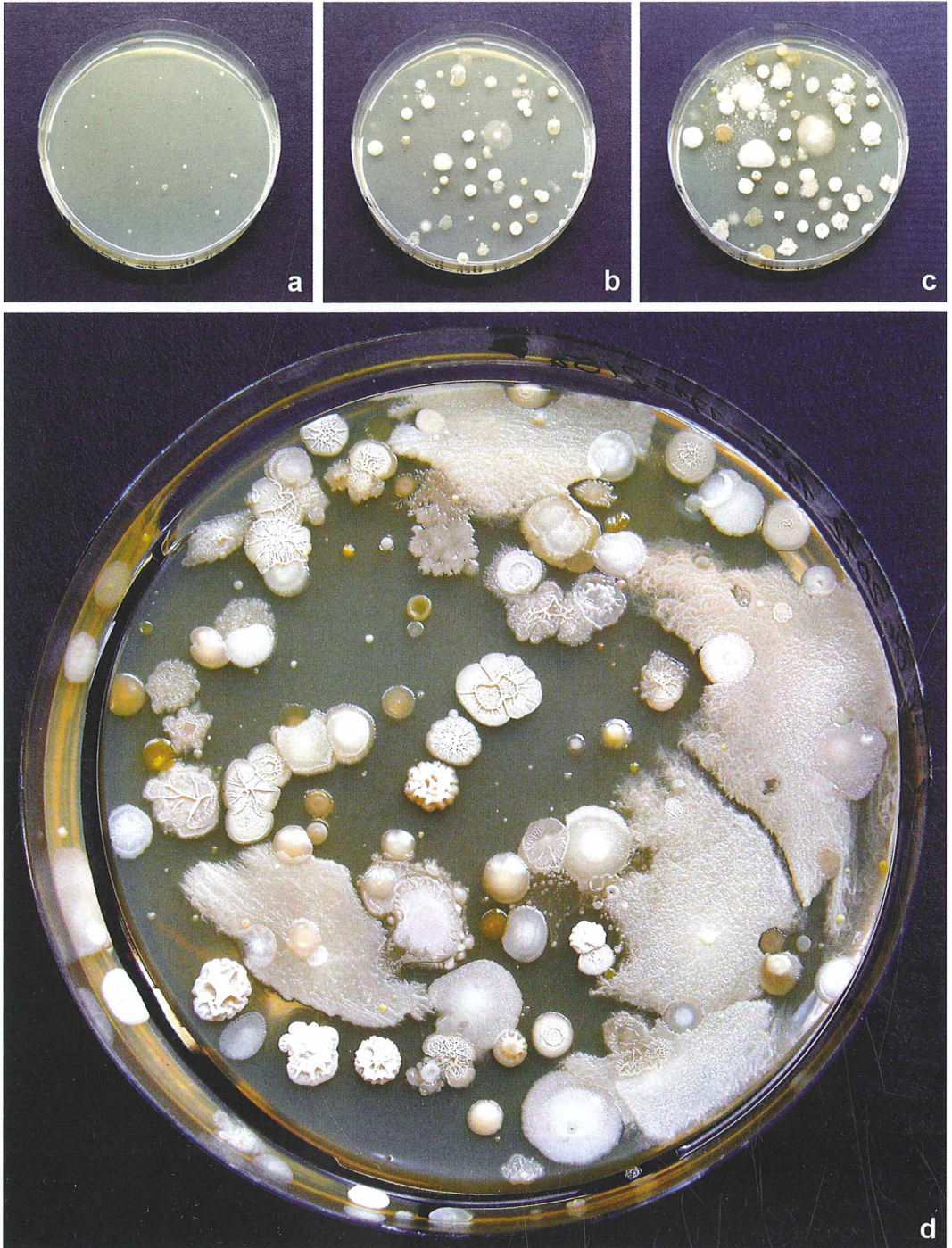


Abb. 1: Wachstum der Kolonien und Pilze auf Luffangplatten (LB-Agar). **a–c** Außen aufgestellte Petrischale nach 20, 45 und 88 Stunden. **d** Weitere außen aufgestellte Probe nach 92 Stunden.

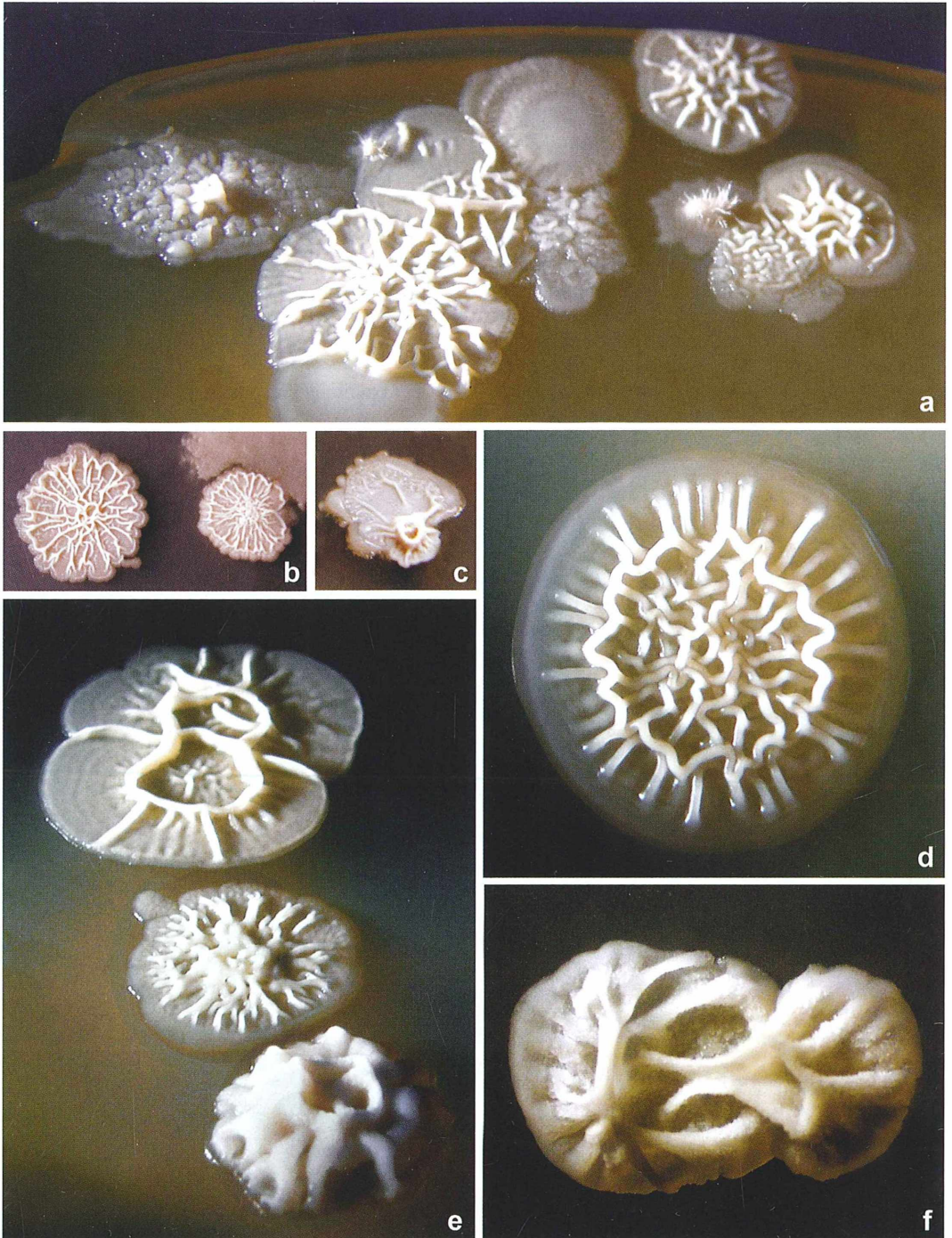


Abb. 2: Verschiedene Koloniefomationen auf den Luftfangplatten. Durchmesser von 4 bis 8 mm.

Unter den Pilzen gibt es sowohl einzellige Formen (Hefen) als auch vielzellige Vertreter mit Hyphen (Kück et al., 2009). Schimmelpilze können meist mit bloßem Auge von Bakterien unterschieden werden. Sie sind häufig kreisförmig, wattig-fädig, mit farbigen Sporen und nicht so kompakt im Aufbau wie Bakterienkolonien (Bayrhuber und Lucius, 1992a; Pietsch, 1915). Diese haben meist eine eher schleimige Erscheinung. Bakterien und Hefen können dagegen makroskopisch nicht so leicht unterschieden werden (Steinbüchel und Oppermann-Sanio, 2011).

Auch Pilze haben die Fähigkeit, Sporen zu bilden. Diese dienen nicht nur der Verbreitung sondern auch als Überdauerungsorgan (Kück

et al., 2009). Die Pilzsporen entsprechen jedoch nicht den Endosporen der Bakterien. Sie zeigen geringere Resistenzen gegenüber Hitze und anderen Agenzien (Bayrhuber und Lucius, 1992a). Genauso wie die Luftbakterien weisen die meisten Pilze Pigmentierungen auf, die dem UV-Schutz dienen. Allerdings werden diese eher durch Melanine als durch Carotinoide hervorgerufen (Kück et al., 2009).

Anreicherung auf Nährmedium

Zur Anreicherung der Luftkeime musste zunächst ein Nährmedium hergestellt werden. Man entschied sich für LB-Agar (LB ist die Ab-

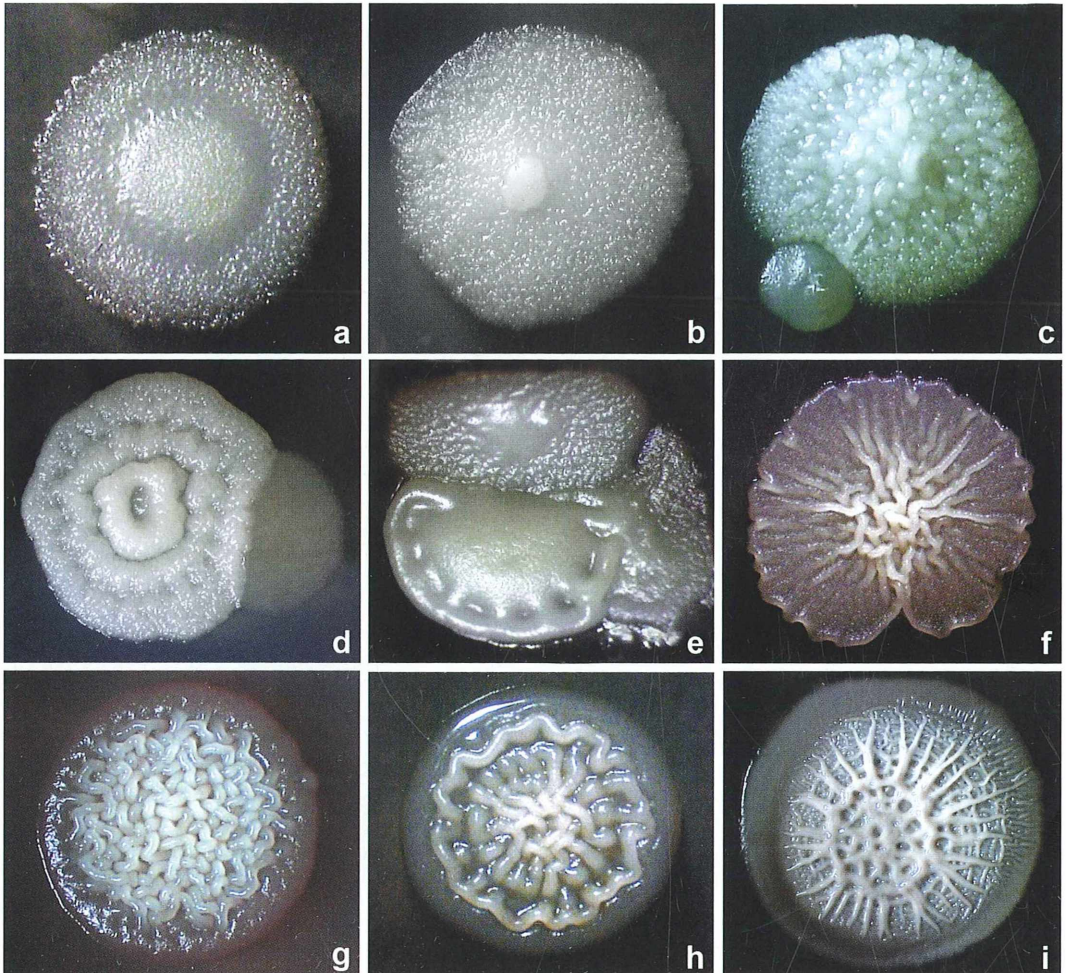


Abb. 3: Gallertartige Kolonieformationen. Durchmesser von 3,5 bis 6 mm.

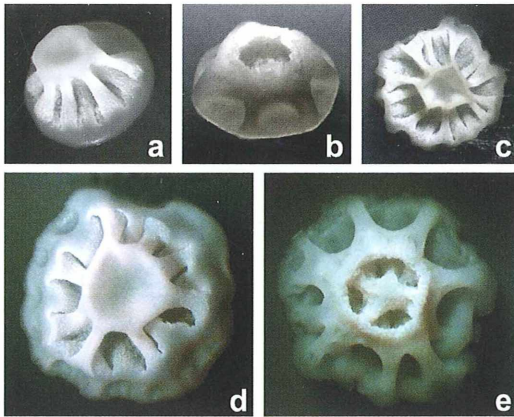


Abb. 4: Reliefartige Kolonieformationen. Durchmesser von 3,1 bis 5,4 mm.

kürzung für *lysogeny broth* (Bertani, 2004), der als Komplexmedium die Anreicherung einer großen Diversität von Luftkeimen ermöglichte. Für einen Liter Nährmedium wurden

- 10 g Bacto-Trypton,
- 5 g Bacto-Hefe-Extrakt,
- 10 g Natriumchlorid und
- 18 g Bacto-Agar,

mit Aqua bidest. zu einem Liter aufgegossen und gründlich gemischt. Das Medium wurde dann durch Autoklavieren bei 121 °C sterilisiert. Um feste Agar-Platten zu erhalten, wurde unter sterilen Bedingungen, das heißt in der Nähe der Bunsenbrennerflamme, das flüssige Medium in Petrischalen gegossen. Dabei hatte es eine Temperatur von 37 bis 42 °C. Nach

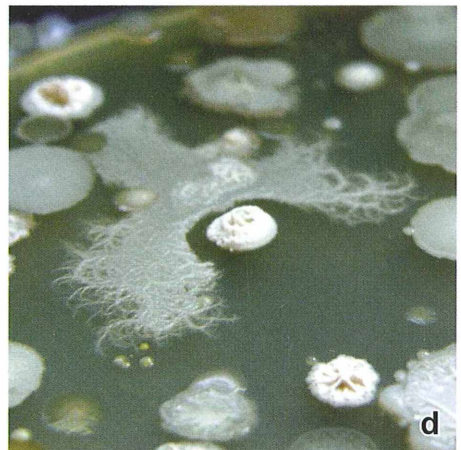
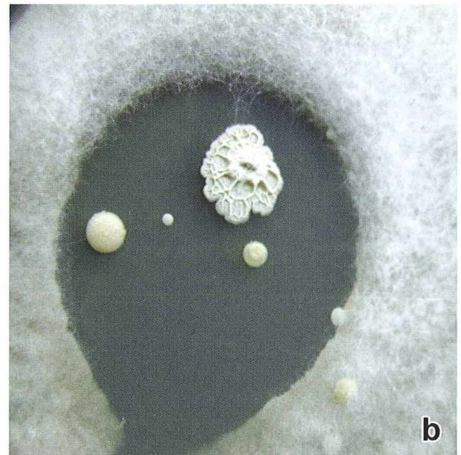


Abb. 5: Hemmhöfe um reliefartige Kolonien. **a** und **b** Im Wachstum gehemmter Pilz. **d** Hemmung einer mycelartigen Bakterienkolonie.

etwa einer halben Stunde waren die Platten erkaltet und ausgehärtet. Die Platten wurden von nun an auf dem Deckel liegend gelagert, damit das entstehende Kondenswasser nicht auf den Agar tropft und Organismen wegschwemmt.

In dem hier beschriebenen Versuch wurden im Frühjahr Keime aus der Luft in einem Büroraum und vom Innenhof eines Gebäudes eingefangen. Nach etwa sechs Stunden wurden die Proben verschlossen und bei 28 bis 31 °C in den Wärmeschrank gestellt.

Vielzahl und Diversität

Die aufgestellten LB-Platten wiesen überraschend viele Keime auf. Während der circa dreitägigen Inkubation vergrößerten sich die Kolonien und Pilze zunehmend. Abbildung 1 verdeutlicht das Wachstum am Beispiel einer außen aufgestellten Platte nach 20 (Abb. 1a), 45 (Abb. 1b) und 88 Stunden (Abb. 1c). Schon nach 68 Stunden befanden sich durchschnittlich 82 Kolonien und Pilze auf der Petrischale. Bei den im Gebäude aufgestellten Proben waren es durchschnittlich nur 20 Kolonien. Auffällig war auch, dass auf den Petrischalen vom Innenraum anteilig mehr und deutlich größere Pilze wuchsen, als auf den Proben von außen.

Die in Abbildung 2 und 3 gezeigten Kolonien fand man besonders häufig auf allen Luftfangplatten. Ihre feuchte, gallertartige Oberfläche formte sich zu erhabenen Wülsten. Die Kolonien erreichten eine Größe von 3,8 bis knapp 9 mm. Sie besaßen einen glatten Rand, keine auffällige Färbung und waren meist von runder Gestalt.

Erinnerung an die Entdeckung des Penicillins

Andere Bakterien beeindruckten durch eine außergewöhnliche Symmetrie in ihren Kolonien (Abb. 4). Die dort gezeigten Kolonien hatten einen Durchmesser von 3,1 bis 5,4 mm und wurden fast ausschließlich auf außen positionierten Petrischalen gefunden. Ihre Oberfläche war weiß, reliefartig, teils glatt und teils fein granuliert. Ihre Konsistenz schien beinahe steinern. Ein Einstich mit einer Nadel offenbarte jedoch ihre weiche Beschaffenheit.

Außerdem zeigten diese Kolonien eine Auffälligkeit bezüglich ihrer räumlichen Distanz zu

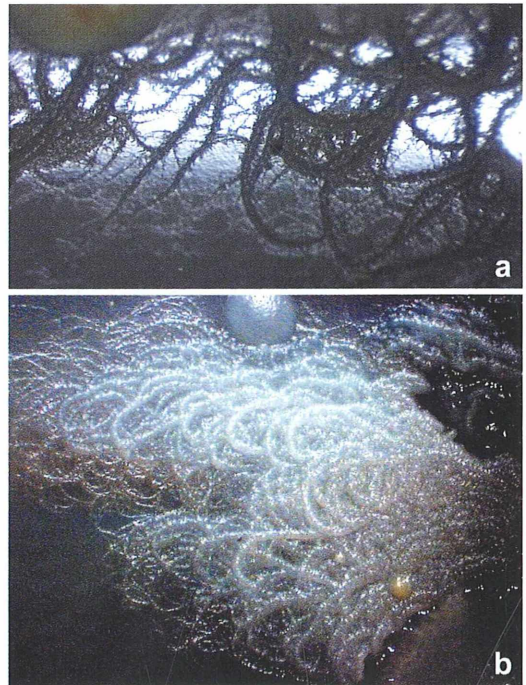


Abb. 6: Mycelartige Kolonien mit wurzelartigen, gegen den Uhrzeigersinn gerichteten Ausläufern (**b**). **a** Ausläufer am Rand der Petrischale.

einigen anderen Kolonien und Pilzen (Abb. 5). Das in Abbildung 5b gezeigte Foto entstand zehn Tage nach Verschließen der Petrischale. Hier schloss der benachbarte Pilz fast einen vollständigen Ring um die Kolonie. Doch außer diesem Pilz hielt auch eine mycelartige Bakterienkolonie Abstand von der reliefartigen Kolonie (Abb. 5d). Diese Bilder erinnern an die Entdeckung des Penicillins durch Alexander Fleming in den 1920er Jahren. Er bemerkte, dass auf älteren Bakterienkolonien ein blauer Schimmelpilz wuchs. Um den Pilz herum war eine deutliche, klare Zone zu erkennen, in der die Bakterien abgetötet und aufgelöst wurden. Im Zuge seiner Nachforschungen stellte er fest, dass der Pilz eine für Bakterien toxische, für Tiere jedoch harmlose Substanz bildete: Penicillin (Clark und Pazdernik, 2009). Und so wurde das Antibiotikum zu einem essentiellen Bestandteil der modernen Medizin. Das hier beschriebene Bakterium scheint somit sowohl eine antibiotische (gegenüber der mycelartigen Kolonie) als auch eine fungizide Wirkung zu haben.

Pilzähnliche und farbige Bakterien

Die eben genannte mycelartige Bakterienkolonie besaß ebenfalls erwähnenswerte Merkmale. Ihre wurzelartigen Ausläufer erinnerten stark an einen Pilz (Abb. 6). Sie krümmten sich alle gegen den Uhrzeigersinn. Die Oberfläche der Kolonie war erhaben und weiß schimmernd. Nach circa einer Woche besiedelte sie fast die ganze Petrischale. Offensichtlich handelt es sich bei diesem Bakterium um *Bacillus mycoides*. Die charakteristischen, gegen den Uhrzeigersinn gerichteten, mycelartigen Ausläufer und die schnelle Ausbreitung sind eindeutige

Merkmale dieser Art (Bayrhuber und Lucius, 1992b).

In Abbildung 7 ist eine Vielzahl farbiger Kolonien dargestellt. Diese wuchsen alle auf innen aufgestellten Petrischalen. Ihre Färbung war gelb, orange, rosa, rot, bräunlich-violett oder sogar grün schimmernd. Einige wirkten eher feucht und instabil, andere dagegen eher trocken und robust. Ihre Oberflächen waren zum Teil strukturiert. Manche wiesen starke Einfaltungen, andere picklige oder mit Spitzen versehene Oberflächen auf. Viele waren aber auch von glatter Struktur. Ihr Durchmesser reichte von 1,4 bis 7 mm. Die am Anfang be-

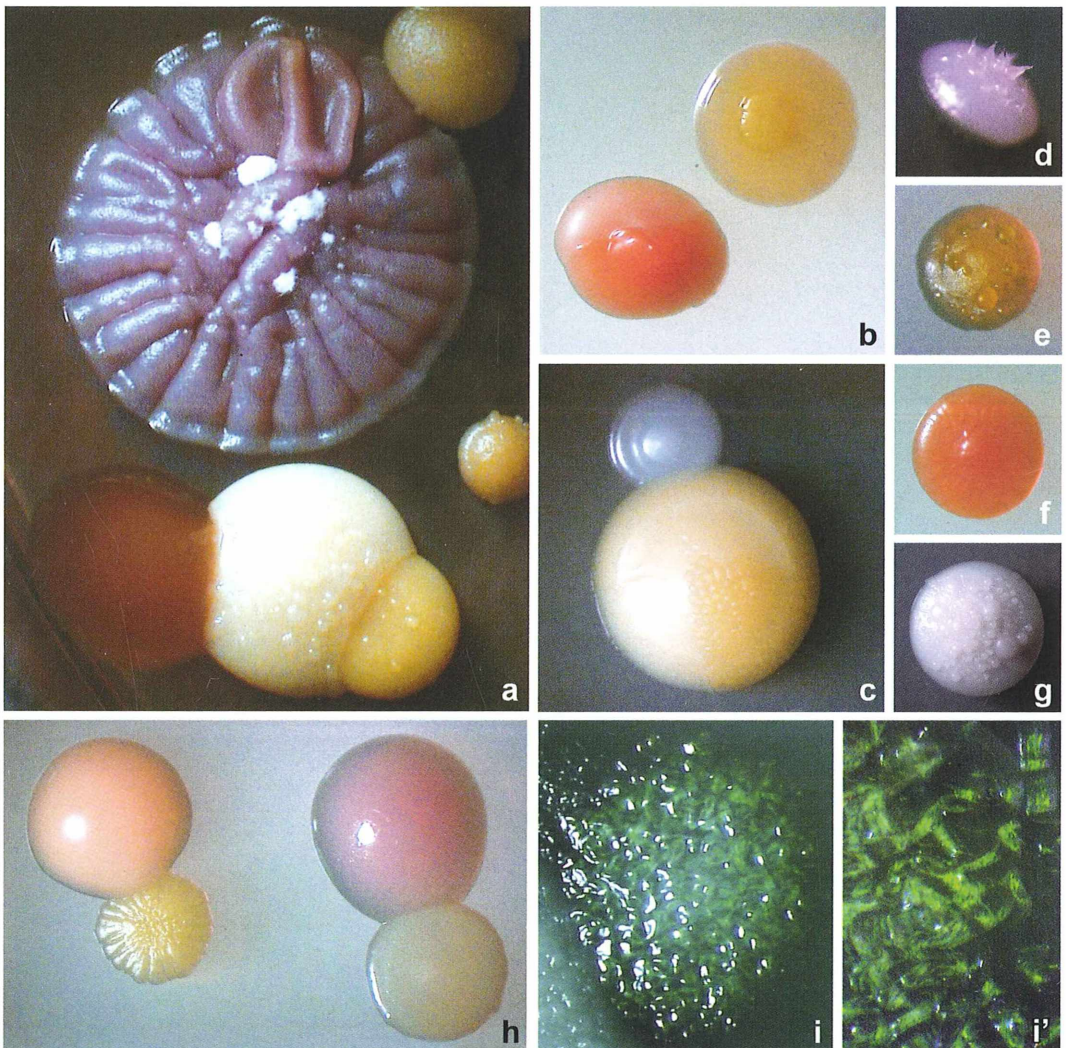


Abb. 7: Farbige Kolonien, hauptsächlich von innen positionierten Petrischalen.

schriebene typische Pigmentierung der Luftbakterien konnte somit verifiziert werden. Jedoch wurde festgestellt, dass die pigmentierten Kolonien vermehrt in Schalen aus dem Innenraum auftraten. Nachvollziehbar ist dies insbesondere bei dem allgegenwärtigen, gelben Luftbakterium *Micrococcus luteus*. Da Gebäude intensiver von Menschen frequentiert werden, ist *M. luteus*, als vorwiegend auf der menschlichen Haut beheimatetes Bakterium, hier häufiger nachzuweisen als in der Natur (Bayrhuber und Lucius, 1992b).

Imposante Schimmelpilze

Wie bei den Bakterien traten unter den Schimmelpilzen ebenfalls unterschiedliche Formen und Farben auf (Abb. 8). Es gab unter den Pilzen einige mit erstaunlichen Symmetrien. Der

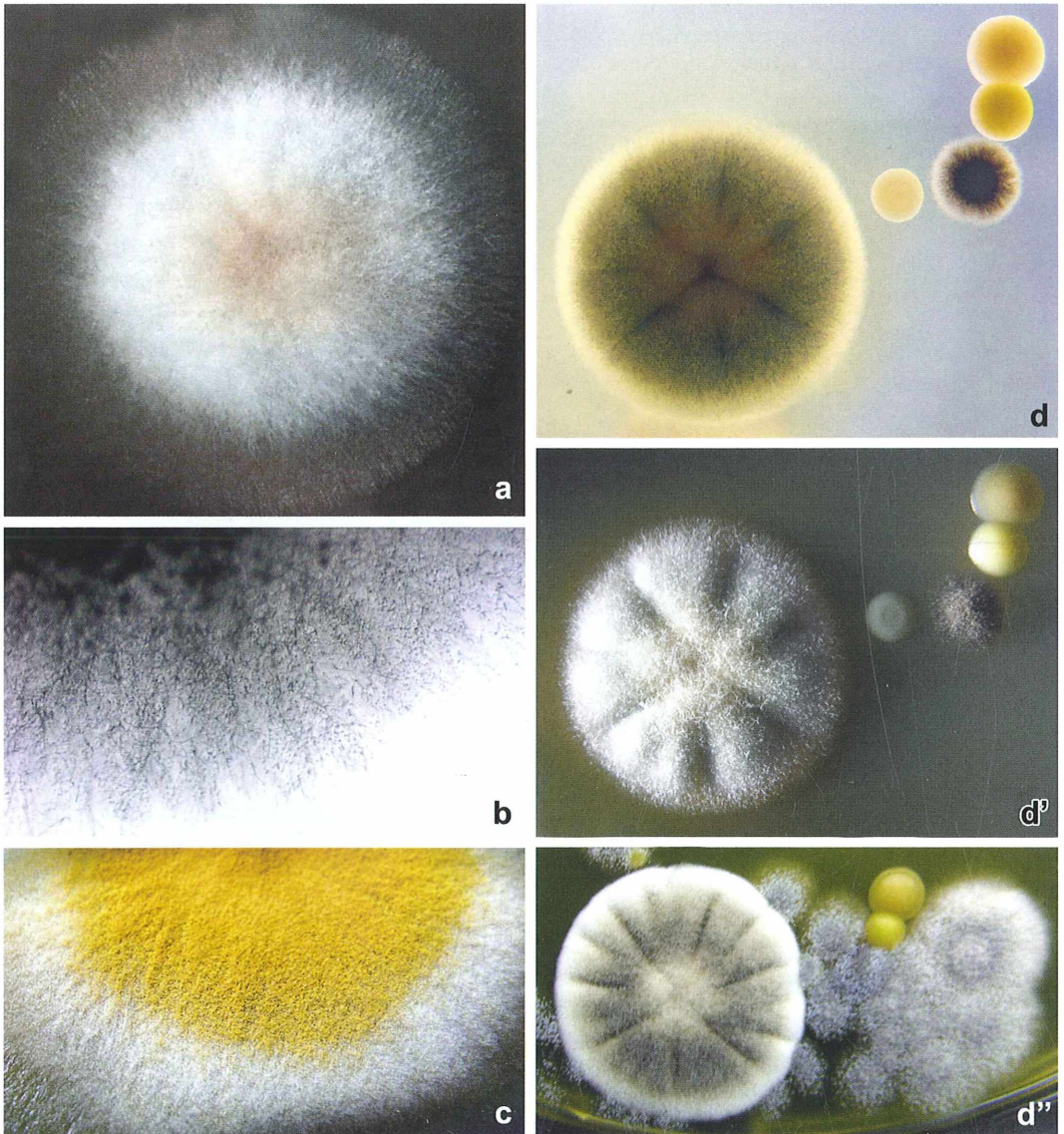


Abb. 8: Verschiedene auf den Luftfangplatten gewachsene Pilze. **d** Pilz im Durchlicht, **d'** im Auflicht, **d''** einige Tage später.

Pilz in Abbildung 8d war rund, weiß und hatte eine Größe von 11,2 mm. Das Agar-Medium in seiner unmittelbaren Umgebung wies eine stärkere Gelbfärbung auf als üblich. Foto 8c zeigt einen Pilz, der 16 mm groß war und der in verschiedenen Bereichen unterschiedlich gefärbt war. Die Sporenträger eines Pilzes konnten sogar makroskopisch betrachtet werden. Aufgrund der charakteristischen Pinselform des Sporenträgers konnte dieser Pilz der Gattung *Penicillium* zugeordnet werden.

Bereits die hier beschriebenen makroskopischen Betrachtungen offenbaren die enorme Vielfalt der aufgefundenen Luftkeime. Im Folgeartikel werden die weiterführenden licht- und rasterelektronenmikroskopischen Untersuchungen an den Bakterien und Pilzen vorgestellt. Mit Hilfe dieser Aufnahmen sollen mehr Informationen über den Aufbau und den Zusammenhalt der Kolonien gewonnen werden. Auch die Größe und Form der Zellen können so leicht identifiziert werden. Zusammen mit einer Gram-Färbung ermöglicht dies die Bestimmung einiger Keime.

Danksagung

Wir bedanken uns bei der Arbeitsgruppe von Frau Prof. Dr. Regine Hengge, Institut für Biologie/Mikrobiologie der Freien Universität Berlin, für die Bereitstellung der Nährmedien.

Literaturhinweise

- Bayrhuber, H., Lucius, E. R. (Hrsg.): Handbuch der praktischen Mikrobiologie und Biotechnik. Band 1. Mikrobiologische Grundlagen, Biotechnik der Nahrungs- und Genußmittelproduktion. Metzler Schulbuchverlag GmbH, Hannover 1992a.
- Bayrhuber, H., Lucius, E. R. (Hrsg.): Handbuch der praktischen Mikrobiologie und Biotechnik. Band 3. Mikroorganismen im Unterricht. Metzler Schulbuchverlag GmbH, Hannover 1992b.
- Bertani, G.: Lysogeny at mid-twentieth century: P1, P2, and other experimental systems. *J. Bacteriol.* 186, 595–600 (2004).
- Clark, D. P., Pazdernik, N. J.: *Biotechnology – applying the genetic revolution*. Elsevier Inc., Burlington 2009.
- Dawid, W.: Gelbe Luftbakterien. *Mikrokosmos* 62, 271–277 (1973a).
- Dawid, W.: Farbstoffbildende Bakterien. Pigmentbildung und Isolierung der Bakterien. *Mikrokosmos* 62, 78–83 (1973b).
- Kück, U., Nowrousian, M., Hoff, B., Engh, I.: *Schimmelpilze. Lebensweise, Nutzen, Schaden und Bekämpfung*. Springer-Verlag, Berlin 2009.
- Madigan, M. T., Martinko, J. M.: *Brock Mikrobiologie*. Pearson Studium, München 2009.
- Pietsch, A.: Bakteriologische Luftuntersuchungen in geschlossenen Räumen. *Mikrokosmos* 9, 325–328 (1915/16).
- Steinbüchel, A., Oppermann-Sanio, F. B.: *Mikrobiologisches Praktikum*. Springer-Verlag, Berlin 2003, Nachdruck 2011.

Verfasser: B. Sc. Cordula Siering und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin; E-Mails: cordula.siering@gmx.de und hausmann@zedat.fu-berlin.de

Nachricht

Das alte Jahr geht, der neue eye of science-Kalender kommt

Es ist schon wieder soweit: Auf Grund der großen Resonanz in den vergangenen Jahren wird auch für das Jahr 2013 – rechtzeitig zum bevorstehenden Weihnachtsfest – der Großformat-Kalender *Verborgene Welten* des Reutlinger *eye of science* vom DuMont Kalenderverlag aus Köln angeboten (Abb. 1). Natürlich ist er in der gewohnten hohen inhaltlichen wie herstellungstechnischen Qualität zu erhalten.



Thematisch umspannen die Fotos wieder einmal ein sehr weites Feld, nämlich die gesamte Biologie, angefangen bei der Oberfläche eines Reisblatts über – um nur einige Beispiele zu nennen – Dinoflagellaten (Abb. 2), Bakterien und Insekten bis hin zu Monozyten. Stellvertretend für die künstliche, unbelebte Welt wird die Innenstruktur von Kunststoffschäum wiedergegeben.

Offiziell kostet der Kalender 34,99 €, kann aber online bei <http://lifesciences-calendar.com/special/VBIO> zum Preis von 29,40 € bezogen werden.

Redaktion MIKROKOSMOS

Abb. 1

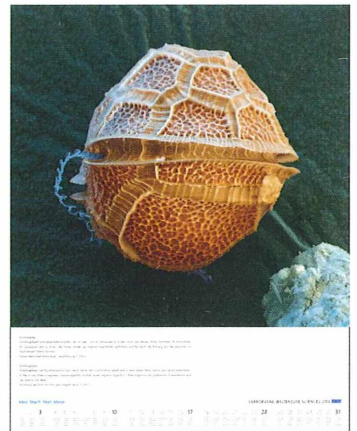
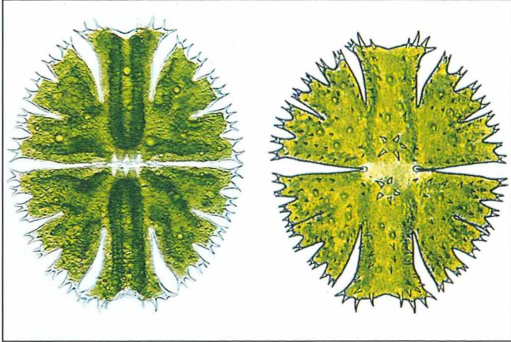


Abb. 2

Desmidiaceen-Steckbrief

Tafel 3: Gattung *Micrasterias* (III)

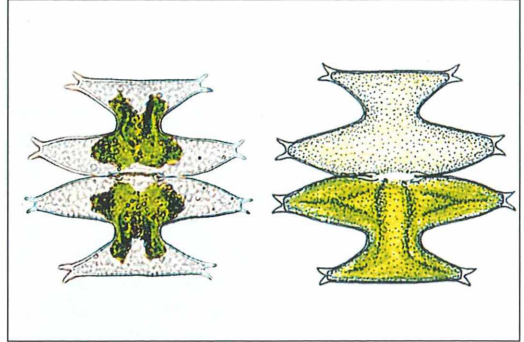
Micrasterias apiculata (EHR.) MENEGB. ex RALFS



Dimensionen: 200–240 μm \times 100–110 μm .

Vorkommen: Vereinzelt in Mooren, Verlandungszonen von Mooren, verbreitet.

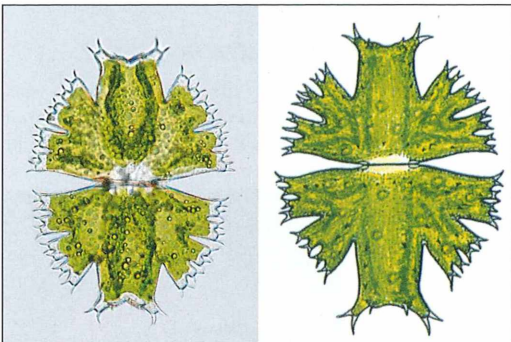
Micrasterias pinnatifida (KÜTZ.) ex RALFS



Dimensionen: 60–70 μm \times 65–75 μm .

Vorkommen: Anpassungsfähige Art und daher in Gewässern unterschiedlicher Moortypen allgemein verbreitet.

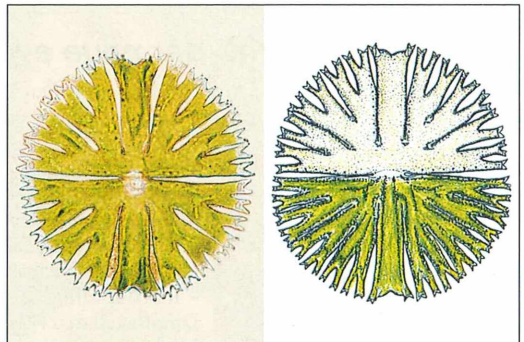
Micrasterias brachyptera LUND



Dimensionen: 190–200 μm \times 140–150 μm .

Vorkommen: Sehr seltene Art, vom Autor R. L. bisher nur in einem Bergsee gefunden.

Micrasterias radiosa RALFS



Dimensionen: 170–180 μm \times 165–175 μm .

Vorkommen: In mäßig sauren Gewässern, mitunter auch im Plankton, in Mitteleuropa selten.

Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen

Teil 5: Die Samen der Esche als Schraubendrehflieger

Werner Nachtigall

Die Ahorn-„Nasenzwicker“ fallen ebenso wie die Fichten-Samen langsam abwärts. Als Drehflieger rotieren sie dabei rasch um eine etwa senkrecht stehende Achse, wie in den vorhergehenden Mitteilungen beschrieben worden ist. Eschen-Samen tun dies auch, drehen sich aber zusätzlich noch schraubig um ihre Längsachse. Sie heißen deshalb Schraubendrehflieger. Hat diese zusätzliche Rotation eine funktionelle Bedeutung?

Bei den beiden erstgenannten Beispielen drehen sich die Diasporen um ihren exzentrisch, nahe dem Nüsschen gelegenen Schwerpunkt. Dabei erzeugen sie nach dem Windmühlenprinzip dynamischen Auftrieb, der einen Teil ihres Gewichts kompensiert und damit die Sinkgeschwindigkeit verringert. Dies gilt im Prinzip auch für die Diasporen der Esche *Fraxinus excelsior*, die im Herbst in ganzen Schwaden freigesetzt werden. Doch haben diese drei Besonderheiten.

Zum einen liegen die Nüsschen nicht extrem exzentrisch, sondern sind in eine Hälfte der „Flughaut“ integriert. Der Schwerpunkt S ist deshalb mehr in Richtung zur Mitte verschoben, liegt etwa 1/3 der Flügellänge, vom spitzen Ende aus gerechnet, noch im Nüsschen (Abb. 1). Zum anderen sind die Außenkanten gleichmäßig geformt, nicht wie beim Ahorn einseitig adernversteift und auf der anderen Seite zart. Zum dritten sind die Diasporen, insbesondere am Nüsschen-Ende, deutlich um die Längsachse verdreht. In ähnlicher Weise geformt sind auch die Diasporen anderer Schraubendrehflieger, etwa des Tulpenbaums *Liriodendron tulipifera*; noch mehr mittig verschoben sind die Nüsschen bei den Diasporen des Götterbaums *Ailanthus glandulosa*. Diese morphologischen

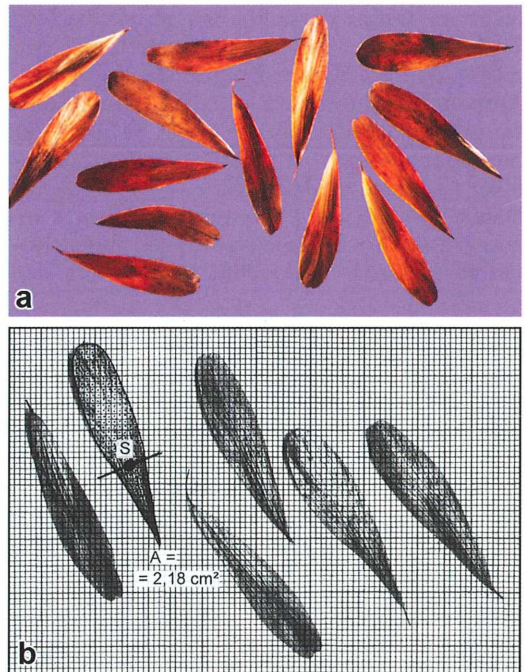


Abb. 1: Diasporen einer Esche, *Fraxinus (excelsior?)*. **a** Mikroaufnahme. **b** Sechs Exemplare mit überkopiertem mm-Papier, Flächenangabe A und Lage des Schwerpunkts S bei einem Exemplar.

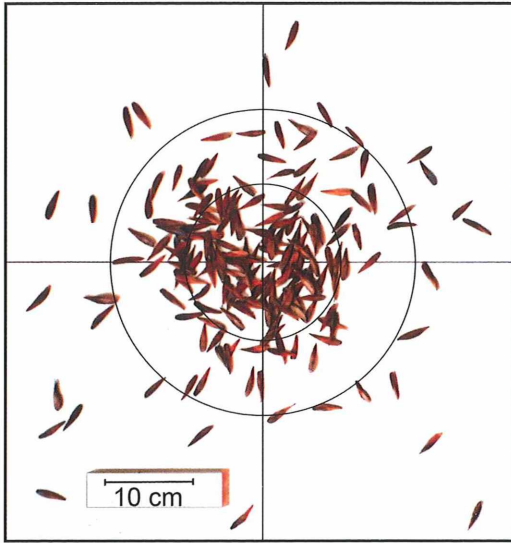


Abb. 2: Streudiagramm für $n = 200$ Diasporen, die aus einer Höhe von 284 cm fallengelassen worden sind. Die Durchmesser der einbeschriebenen Kreise betragen 18 und 35 cm.

Ausbildungen bedingen in komplexem, hier nicht im Detail darstellbarem physikalischem Zusammenspiel den Schraubendrehflug mit seinen doppelachsigen Rotationen. In Streak-Aufnahmen manifestiert sich die Letztere durch ein unterbrochenes Muster (Abb. 3a); in Stroboskopaufnahmen ist sie als eine Art Schwebung zu erkennen (Abb. 3b).

Damit verbinden die Schraubendrehflieger sozusagen die Drehflieger (z.B. *Acer*, *Picea*; Rotation um eine senkrechte Achse) mit den

Drehwalzenfliegern (z.B. *Rheum*, *Combretum*; Rotation um die beim Abfallen etwa waagrecht orientierte Längsachse); sie drehen sich eben um beide Achsen. Beispiele und Abbildungen bringt Ulbrich (1928). Es fragt sich, welchen Vorteil sie davon haben. Untersucht wurde dies an Eschen-Diasporen.

Methode

Unter Ausscheidung offensichtlich deformierter Exemplare wurden $n = 200$ auf der Terrasse zufällig in trockenem Zustand angewehrte Diasporen aufgesammelt. Da deren morphologische Werte durchwegs etwas höher liegen als die Literaturwerte für *F. excelsior* (z.B. Dingler, 1889), könnte es sich auch um eine andere Art, etwa *F. americana*, handeln. Sie wurden mit einer Sartorius-Apothekerwaage (Anzeigege nauigkeit < 1 mg) im Pulk gewogen. Die Fläche wurde durch Überkopieren von mm-Papier und Auszählen bestimmt (Abb. 1b). Die Diasporen wurden dann aus einer Höhe von 284 cm einzeln, horizontal orientiert, präzise über einem Fadenkreuz (Abb. 2) fallengelassen. Die Sinkgeschwindigkeiten ab 2 m Bodenhöhe wurde nach Messungen der Fallzeit mit einer elektronischen Stoppuhr (Anzeigege nauigkeit $1/100$ s) für je $n = 10$ rotierende und nicht rotierende Diasporen berechnet. Ab dieser Höhe sind Beschleunigungsvorgänge längst abgeklungen.

Die Methodik von Streak-Aufnahmen unter Dauerlicht (Abb. 3a) und Stroboskopaufnahmen unter stroboskopischem Blitzlicht (Abb.

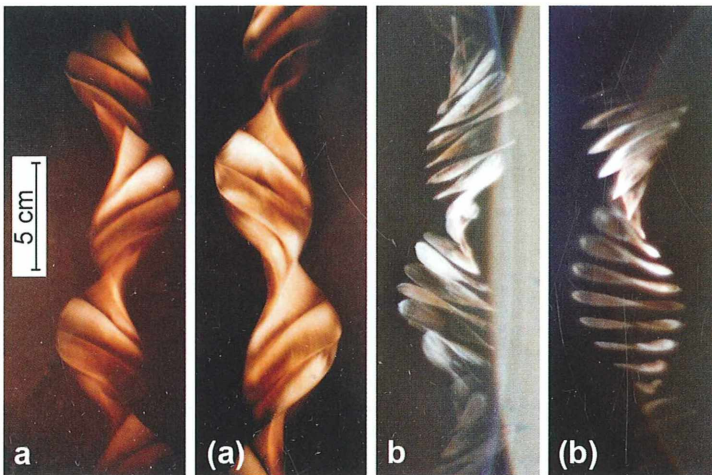


Abb. 3: Doppelt-rotierend abwärts bewegte Diasporen.
a Streak-Aufnahme.
b Stroboskopaufnahme mit 276 Blitzen s^{-1} (Blitzabstand 3,75 ms).
 Bei **(a)** ist die sekundäre Rotation als Spuren-Unterbrechung erkennbar (1 Unterbrechung pro 1 sekundäre Drehung).
 Bei **(b)** treffen Blitze zufällige, aber aufeinanderfolgende Phasen der sekundären Rotation, so dass sich eine Art Schwebung ergibt.

3b) ist bei Nachtigall (2012a) beschrieben. In dieser Arbeit ist auch die Berechnung der Kenngrößen genau definiert, von denen einige in der Tabelle von Abbildung 4 vergleichend zusammengestellt sind.

Geometrische und Belastungs-Kenngrößen

Bei einer trockenen, typisch geformten und typisch großen Diaspore von 3,7 cm Länge, 2,18 cm² Fläche und einer mittleren Masse von 84,36 mg lag der Schwerpunkt 1,2 cm, das heißt 33 % der Längsachse vom Ende des flachen Nüsschens entfernt, wie durch Balancieren auf einem Nadelrücken festgestellt werden konnte (Abb. 1). Dieses Exemplar erreichte eine Flächenbelastung von 3,79 N m⁻². Da viele Samen etwas kleiner sind, wird man mit einer mittleren Flächenbelastung von rund 4 N m⁻²

rechnen können. Sie entspricht damit der des Drehfliegers *Acer pseudoplatanus* (Abb. 4).

Streudiagramm

Unter den im Abschnitt „Methode“ angeführten Bedingungen rotierten 165 Diasporen; 35 rotierten nicht und fielen, mit dem Nüsschen voran, rasch zu Boden. Es kamen aus 284 cm Fallhöhe alle Rotierer in einem Kreis von 18 cm Durchmesser um das Fadenkreuz zu liegen (Abb. 2). Diese größte Abweichung entspricht 6,3 % der Fallhöhe und mit $\tan \alpha = 18/284$ einem maximalen Streuwinkel α von lediglich 3,6°. Visuelle Beobachtungen zeigen denn auch, dass sich eine rotierende Diaspore ganz genau senkrecht abwärtschraubt. Diasporen, die nicht rotieren, kamen im Mittel in einem Kreisring mit Durchmessern $d_2 = 35$ cm und d_1

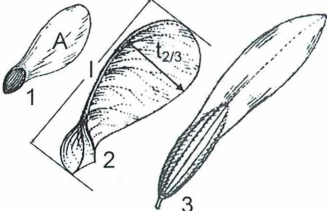
	Drehflieger		Schrauben-drehflieger
	Fichte <i>Picea excelsa</i>	Berg-Ahorn <i>Acer pseudoplatanus</i>	Esche <i>Fraxinus (excelsior?)</i>
	1	2	3
l (cm)	1,45	4,5	3,7
t _{2/3} (cm)	0,55	1,10	0,93
A (cm ²)	0,53	5,50	2,18
m (mg)	14,00	220	84
F _g (N)	1,37·10 ⁻⁴	21,60·10 ⁻⁴	3,73·10 ⁻⁴
FB (N m ⁻²)	2,61	3,92	3,79
v _{sink, rotierend} (cm s ⁻¹)	76	107	152
v _{sink, nicht rotierend} (cm s ⁻¹)	171	230	293
v _{sink} -Reduktion auf (%)	44	47	52
f _{rot} (U s ⁻¹)	23	18	
s _{rel sink} (cm U ⁻¹)	2,9	5,9	
v _{2/3} (cm s ⁻¹)	155	355	
Re _{l2/3} (-)	5,65·10 ²	2,59·10 ³	

Abb. 4: Vergleichende Zusammenstellung einiger Kenngrößen von *Picea*, *Acer* und *Fraxinus*. Länge, t_{2/3} siehe Einzeichnungen, A Fläche, f Frequenz, F_G Gewicht, FB Flächenbelastung, m Masse, Re Reynoldszahl, s Strecke, v Geschwindigkeit.

= 18 cm zu liegen. Ihr maximaler Streuwinkel betrug 7°. Betrachtet man reale Verhältnisse, so entsprechen die Werte beim Fall von einem 30 m hohen Baum 1,9 m bei Rotierern und 3,7 m bei Nicht-Rotierern. Die Differenzen sind nicht groß und könnten durch den leisen Seitwind ausgeglichen werden.

Sinkgeschwindigkeiten und andere Kenngrößen

Die aus Fallversuchen und fotografischen Registrierungen (Abb. 3) ermittelten Kenngrößen sind in Abbildung 4 zusammengestellt. Es haben sich die folgenden mittleren Sinkgeschwindigkeiten ergeben:

$$v_{\text{sink Rotierer}} = 152 \pm 12 \text{ cm s}^{-1} (\pm 7 \%),$$

$$v_{\text{sink Nicht-Rotierer}} = 293 \pm 18 \text{ cm s}^{-1} (\pm 60 \%).$$

Damit reduziert sich die Sinkgeschwindigkeit doppelt rotierender Diasporen auf 52 % des Wertes für nicht rotierende Exemplare. Ist dies im Vergleich mit den Einfach-Rotierern *Picea* und *Acer* auffällig besser?

Diskussion und Vergleich mit den Kenndaten anderer Arten (Abb. 3 und 4)

Bei den reinen Drehfliegern *Picea* und *Acer* reduziert die Rotation die Sinkgeschwindigkeit auf 44 % und 47 %. Beim Schraubendrehflieger *Fraxinus* waren es nach der obengenannten Stichprobe 52 %, also etwa gleich viel. Die zusätzliche Rotation hat also, wenn überhaupt, keinen bedeutenden Einfluss. Diese und die folgenden Aussagen kann man auch ohne Durchführung von Signifikanztests machen.

Wichtig ist letztendlich aber eine möglichst geringe absolute Sinkgeschwindigkeit, denn nur an dieser Kenngröße kann die Wirkung von Seitwinden ansetzen. Dass die Schraubendrehung im Vergleich mit reiner Drehung (*Acer*) oder keiner Drehung (Abb. 2) die Orientierung zur Senkrechten verbessert, kann kaum eine funktionelle Bedeutung haben, da die Genauigkeit des Vertikalabstiegs bei Seitwinden keine, ohne Seitwinde sogar eine negative Auswirkung auf die Ausbreitungsdistanz hat.

Die beim rotierenden Absinken erreichten Sinkgeschwindigkeiten waren in der gleichen Reihenfolge der Arten 76 – 107 – 152 cm s⁻¹, die

Flächenbelastungen 2,61 – 3,92 – 3,79 N m⁻². Die Art mit der kleinsten Flächenbelastung (*Picea*) hatte erwartungsgemäß auch die kleinste Sinkgeschwindigkeit. Doch hatte der Schraubendrehflieger *Fraxinus* im Vergleich mit dem Drehflieger *Acer* trotz etwa gleicher Flächenbelastung keine geringere, sondern sogar eine um die Hälfte höhere (schlechtere) Sinkgeschwindigkeit. Auch hier kann man also durch die zusätzliche Rotation keine Verbesserung erkennen.

Somit bleibt die Frage nach einer eventuellen funktionellen Bedeutung der doppelten Rotation bei Schraubendrehfliegern unbeantwortet. Möglicherweise ergibt sie sich rein zwangsläufig („unfunktionell“) aus einer eher mittig verschobenen Schwerpunktslage und einer nicht vermeidbaren Blattverdrillung durch Austrocknungseffekte.

Danksagung

Der Autor dankt Dr. Alfred Wissler, Saarbrücken, für die Tafelzusammenstellung und das Layout der Abbildungen.

Literaturhinweise

- Dingler, H.: Die Bewegungen der pflanzlichen Flugorgane. Ackermann, München 1889.
- Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflügler-Diasporen. Teil 1: „Nur“ ein Fichtensamen... 200 Millionen Jahre effektive Verbreitung. Mikrokosmos 101, 110–116 (2012a).
- Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflügler-Diasporen. Teil 2: Sinkabweichungen und stroboskopische Registrierungen bei Fichtensamen. Mikrokosmos 101, 155–158 (2012b).
- Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflügler-Diasporen. Teil 3: Wie die „Nasenzwicker“ von Ahorn-Arten abwärts rotieren. Mikrokosmos 101, 225–229 (2012c).
- Nachtigall, W.: Bau und Funktion von Drehflügler-Diasporen. Teil 4: Die Früchte des tropischen Langfadens, *Combretum gallobatense*, als Drehwalzenflieger. Mikrokosmos 101, 263–267 (2012d).
- Ulbrich, E.: Biologie der Früchte und Samen (Karpobiologie). Springer, Berlin 1928.

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

Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild

Teil 5: Epizoisches Periphyton – Gastropodenbewuchs

Sarah-Julia Körner und Klaus Hausmann

Die vier vorausgegangenen Teile der Artikelreihe haben sich mit dem Wachstum des Periphytons auf anorganischem und organischem Substrat beschäftigt. Ziel der zugrunde liegenden Untersuchung ist es gewesen, die Unterschiede in Diversität und Abundanz der Organismen festzustellen, um allgemeine Rückschlüsse auf die Substratpräferenzen von Periphyton zu ziehen. Während in den Artikeln eins bis vier die Lebensformtypen der Prokaryoten, Algen, Rhizopoden, Flagellaten und Ciliaten behandelt worden sind, soll an letzter Stelle konkret das Periphytonwachstum auf tierischem, organischem Substrat am Beispiel des Bewuchses einer Tellerschnecke (Planorbidae) erläutert werden, bevor es dann zu einer abschließenden Auswertung aller Untersuchungsergebnisse kommen wird.

Auch wenn die untersuchte Planorbide (Abb. 1a) einerseits selbst zum Pseudoperiphyton hinzugezählt werden kann, da sie zwischen dem Aufwuchs lebt und sich von ihm ernährt, stellt ihr Gehäuse doch zugleich ein organisches Substrat dar. Als organisch gilt es deshalb, weil die Kalkschale zum Schutz gegen die Einflüsse des Wassers außen von einer Lage des chinongegerbten Glykoproteins Conchin, dem Periostracum, umgeben ist. Die Schneckenschale war äußerst stark bewachsen und nahm in Bezug auf ihre Periphyton-Dichte den zweiten Rang hinter anorganischem Substrat ein, auch wenn sich ihr Artenreichtum mit lediglich 21 % aller bestimmten Aufwuchsorganismen als äußerst gering darstellte.

Als Besonderheit den anderen Substraten gegenüber zeigte sich, dass zum einen ausschließlich Euperiphyton zu finden war und zum anderen dessen Dichte über die ganze Schale hinweg konstant hoch war und keine üblicherweise ungleichmäßige Verteilung von Gemeinschaften gefunden wurde (Abb. 1b).

Eine hohe Periphyton-Dichte ist für Metazoa mit harter Schale, wie etwa auch den Gastropoda, bereits seit langem bekannt. Anhand mariner Crustaceen und Mollusken ist beobachtet

worden, dass die Stärke des Aufwuchses umgekehrt proportional der Motilität eines Tieres ist und direkt proportional zur Stärke der Strukturierung – und damit dem Angebot verschiedener Mikrohabitate – der Schalenoberfläche. Diese Funde bieten plausible Erklärungsansätze für den dichten Aufwuchs auf dem stark gewellt-strukturierten Gehäuse der langsamen Tellerschnecke. Die Vorteile, welche dem epizoischen Periphyton aus jener Substratwahl entstehen, sind zahlreich. Zum einen genießen sie den Schutz vor Weidegängern, wie die Planorbiden selbst, und profitieren desweiteren von den Stoffwechselendprodukten der Schnecke, welche sie als Nährstoffe verwenden können. Darüber hinaus bietet sich ihnen der Vorteil, ohne eigenen Energieaufwand stets in neue Lebensräume befördert zu werden und somit fortlaufend neue Nahrungsquellen zur Verfügung zu haben. Insbesondere das immobile, photoautotrophe Euperiphyton, wie beispielsweise die Diatomeen, profitiert von der Höhe der Schale und der somit besseren Lichtexposition. Dementsprechend war dieser Lebensformtyp, nebst den Bakterien (Abb. 2a und b), dominierend auf dem Planorbiden-Gehäuse und insbesondere *Cocconeis* (Abb. 1c) und *Achnan-*

thes (Abb. 3a und b), aber auch *Synedra* (Abb. 3c) fanden sich in hoher Abundanz.

Auswertung der übrigen Untersuchungsergebnisse

Nachdem bereits in den vergangenen Artikeln festgestellt wurde, dass jene Organismen, die

sowohl auf anorganischen als auch auf organischen Substraten gefunden wurden, diesen auch mit den gleichen Mechanismen aufsaßen, sollen im Folgenden die Unterschiede im Artenvorkommen und der Besiedlungsdichte näher erörtert werden. Grundsätzlich kann festgehalten werden, dass das generelle räumliche Verteilungsmuster ein aggregiertes war und für Eu- und Pseudoperiphyton prinzipiell – mit Aus-

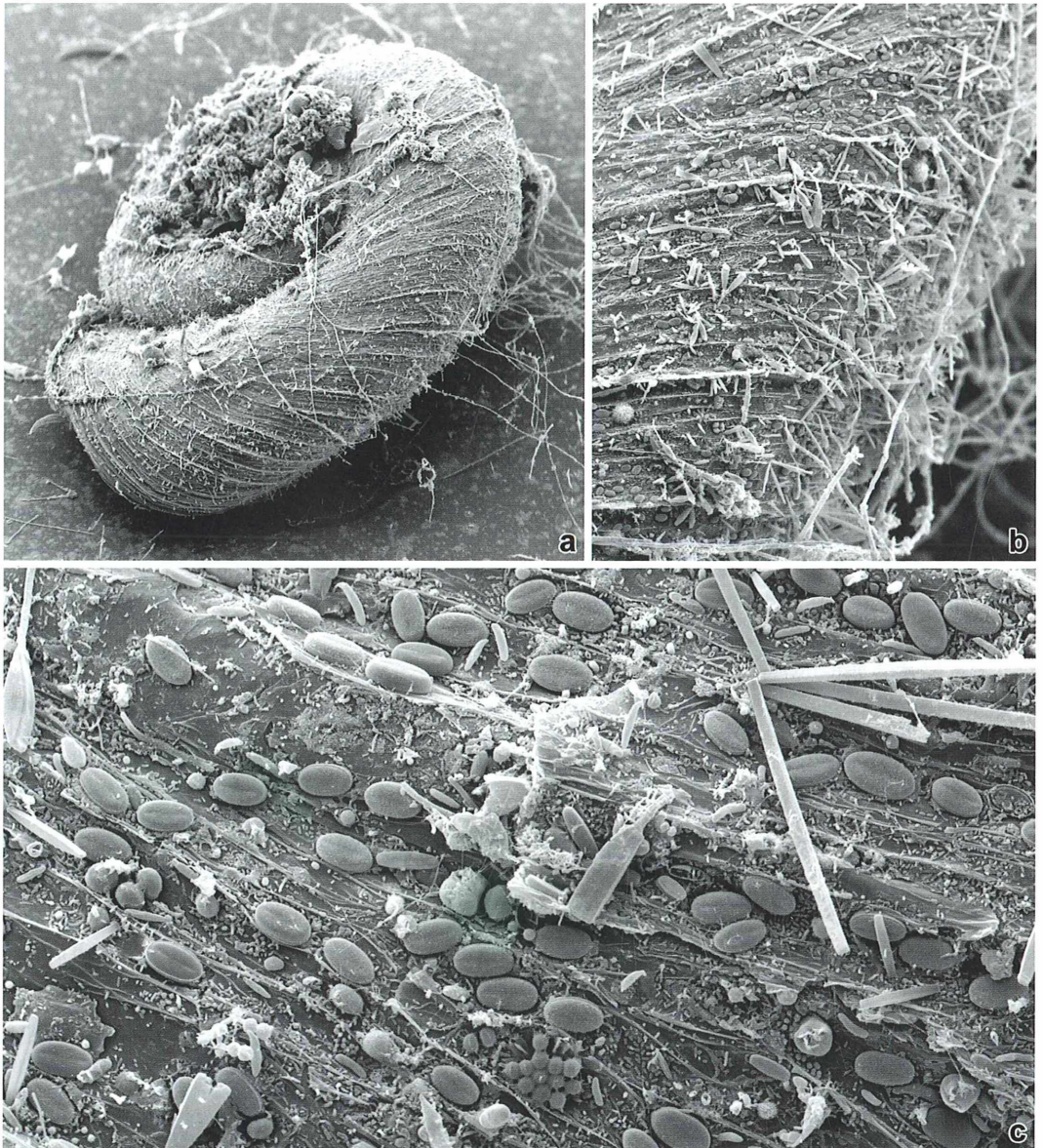


Abb. 1: Planorbiden-Gehäuse in Totalaufsicht (Vergr. 70fach). **a** Hohe Abundanz von Euperiphyton auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 200fach). **b** Aggregat von *Cocconeis* auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 1.200fach).

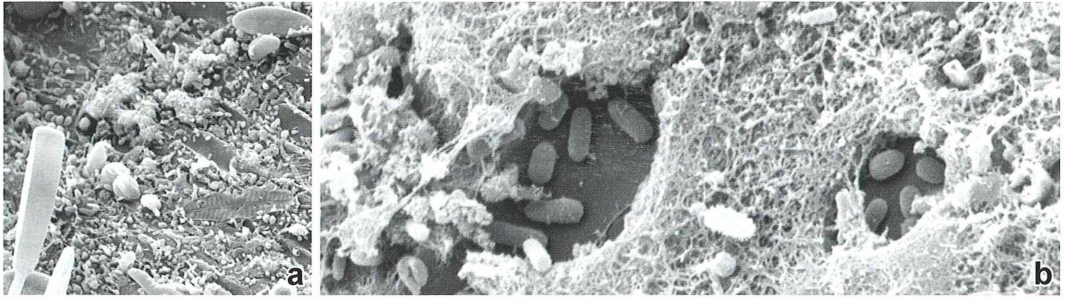


Abb. 2: **a** Bakterienrasen auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 2.000fach). **b** *Siderocapsa* auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 12.000fach).

nahme der Rhizopoden für das Euperiphyton – auf allen Substraten Vertreter jeglicher Lebensformtypen gefunden wurden. Der jeweilige Substratbewuchs der Organismen kann, unterteilt in sein Eu- und Pseudoperiphyton-Dasein und in der in der Artikelreihe vorgegebenen Reihenfolge, nochmals der Tabelle 1 entnommen werden.

Anorganisches Substrat

Das anorganische Substrat der Deckgläschen wies die mit Abstand größte Individuendichte und Diversität auf. 90 % aller überhaupt gefundenen Organismen waren ebenfalls auf anorganischem Substrat vertreten und schufen dort überdies eine wesentliche höhere Dichte als auf organischem Untergrund. Laut bisherigen Ergebnissen könnte diese offensichtliche Substratpräferenz dadurch begründet werden, dass Organismen durch spezifische Einflüsse organischen Substrates in ihrer Konkurrenzfähigkeit anderen Arten gegenüber gehemmt werden. Deckgläschen sind hingegen metabolisch neutral und somit frei von derartigen Einflüssen. Festgestellt wurde in diesem Zusammenhang auch, dass eine Primärbesiedlung des anorganischen Substrates durch Bakterien die Bedingung für eine Besiedlung durch weitere Organismen darzustellen schien. Protisten des Euperiphytons saßen beinahe ausschließlich Bereichen hoher Bakteriendichte auf, was zu einem überwiegend aggregierten Verteilungsmuster auf jeglichen Substraten führte. Eine weitere auffallende Besonderheit des anorganischen Substrates gegenüber dem organischen war, dass die Randbereiche stets wesentlich stärker bewachsen waren als die Flächen.

Dies könnte dadurch erklärt werden, dass die Kanten der Deckgläschen, während sie sich in der Halterung befanden, deutlich stärker exponiert waren als die Flächen. Frühere Arbeiten zu diesem Thema haben das Phänomen des besonders starken Randbewuchses damit erklärt, dass sich an den Kanten Wirbel bilden, welche durch das Brechen der laminaren Wasserströmungen zu Turbulenzen führen. Die dünnere hydrodynamische Grenzschicht führt so zu einer besseren Nährstoffversorgung.

Pflanzliches Substrat

Nur 44 % aller bestimmten Aufwuchsorganismen-Gattungen fanden sich auf pflanzlichen Substraten wieder, und auch die Dichte des epiphytischen Bewuchses war, verglichen mit anorganischem oder epizoischem Substratbewuchs, am geringsten. Dabei zeigten sich bereits gravierende Unterschiede in der Gegenüberstellung des Periphytons auf lebendem und vermoderndem pflanzlichem Substrat. Auf den lebenden Blättern von *Potamogeton crispus* (Krauses Laichkraut) zeigte sich trotz der blattstrukturbedingten räumlichen Heterogenität des Substrats eine durchweg homogene Verteilung des allgemein recht spärlichen Aufwuchses, und die Aggregate leicht höherer Individuendichte verteilten sich gleichmäßig über die Blattnervatur, -flächen und -ränder. Zusätzlich zur niedrigen Besiedlungsdichte waren lediglich 25 % der gefundenen Aufwuchsorganismen vertreten, darunter kaum Vertreter des Pseudoperiphytons. Frühere Untersuchungen des gleichen Themas kamen zu dem Ergebnis, dass die Oberflächengestaltung von Pflanzenteilen sowie die von ihnen ausgehenden Stoff-

wechselsprodukte einen direkten Einfluss auf ihre Besiedlung ausüben.

Das organische Substrat der lebenden Wasserpflanze scheint darüber hinaus den geringsten bakteriellen Aufwuchs zu ermöglichen. Auffällig ist in diesem Zusammenhang, dass Organismen, wie beispielsweise die *Peritrichia*, die mit ihrem Stiel sonst nur in Bereichen besonders hoher Bakteriendichte aufsaßen, auf *Potamogeton crispus* auch auf komplett bakterienfreien Flächen saßen. Dafür spräche die These, dass biologisch aktive Substrate Nährstoffe wie beispielsweise Phosphate und organische Substanzen abgeben, welche von Aufwuchsorganismen genutzt werden können. Organismen, wie etwa die *Peritrichia*, wären in diesem Fall nicht mehr im gleichen Umfang von einer

Fazilitation des Substrates durch Bakterien abhängig.

Vermodernde Blätter

Aufgrund der Tatsache, dass beide Blätter dem Gewässer im abgestorbenen Zustand entnommen wurden und über eventuelle biochemische Strukturunterschieden nichts bekannt ist, werden *Symphoricarpos albus* (Schneebeere) und *Tilia* (Linde) als vermodernde Blätter gemeinsam diskutiert.

Im Vergleich zu den lebenden Blättern der Wasserpflanze zeigten die vermodernden Blätter einen um 10 % artenreicheren, gleichermaßen aus Eu- und Pseudoperiphyton bestehenden

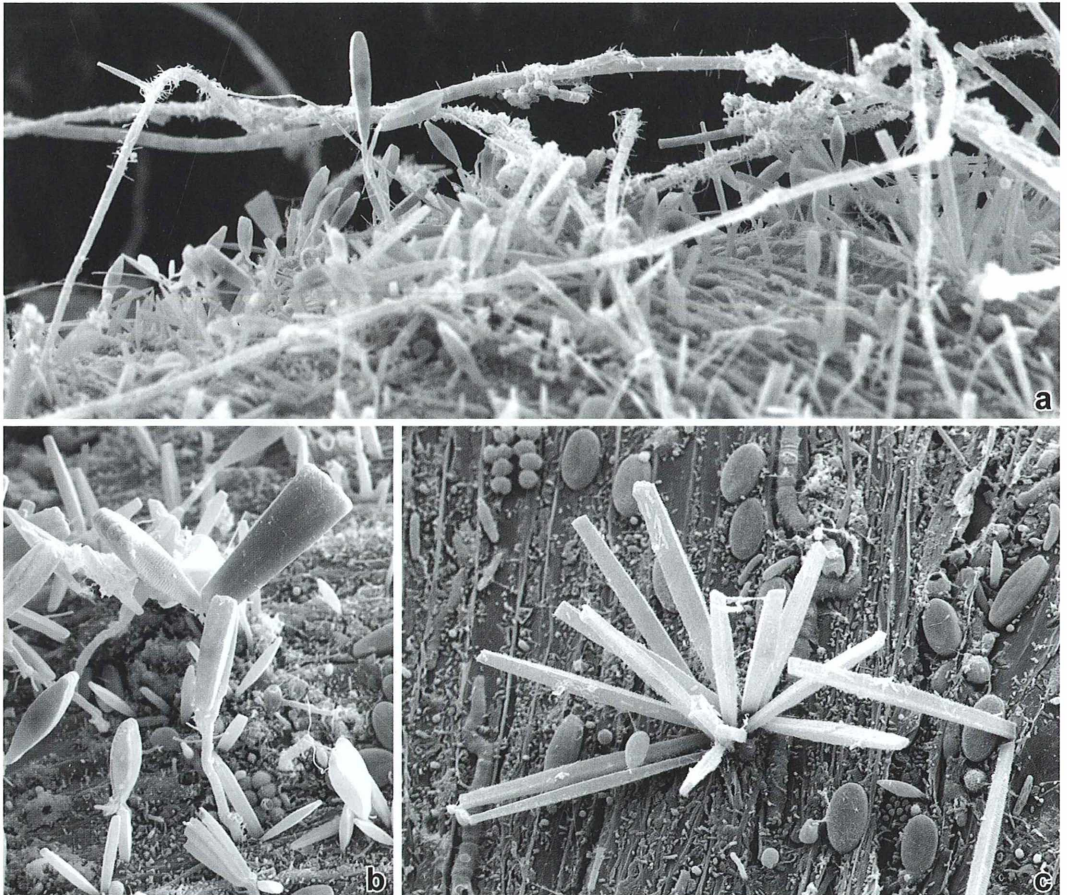


Abb. 3: **a** Hohe Dichte von *Achnanthes* auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 600fach). **b** *Achnanthes* auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 2.800fach). **c** Sternförmige Gruppe von *Synedra* auf Planorbiden-Gehäuse (Vergr. 2.000fach).

Tabelle 1: Übersicht über den Substratbewuchs (Euperiphyton = grün, Pseudoperiphyton = rot).

Organismen	Anorganisches Substrat	Organisches Substrat		
		Pflanzlich		Tierisch
		Lebende Blätter	Vermodernde Blätter	Schneckenhaus
Bakterien				
Kokken	+	+	+	+
Bazillen	+	+	+	+
Biofilmbildung	+	+	+	+
Siderocapsa	+			+
Thiocystis	+			
Merismopedia	+			
Fadenbildende Cyanobakterien	+	+	+	
Pseudanabaena	+			
Anabaena		+		
Spirillum		+		
Diatomeen				
Navicula	+		+	
Cocconeis	+	+	+	+
Achnanthes	+			+
Synedra	+			+
Tabularia	+			
Fragilaria	+			
Gelbgrün- und Grünalgen				
Closterium	+			
Characium	+			
Ophiocytium	+			
Oedogonium	+	+	+	
Heliozoa				
Acanthocystis	+		+	
Pterocystis	+			
Flagellaten				
Paraphysomonas	+		+	
Unbestimmte	+		+	
Monas	+			
Monosiga	+			
Salpingoeca		+	+	
Ciliaten				
Gastronauta	+			
Vorticella	+	+		
Pseudovorticella	+	+		+

Bewuchs, der darüber hinaus eine um vieles höhere Dichte auf dem Substrat verzeichnete. Die ausgeprägte Blattnervatur bot insbesondere kleinen Organismen eine Vielzahl an Mikronischen an.

Der, verglichen mit den lebenden Blättern um vieles stärkere Aufwuchs auf den vermodernden Blättern könnte damit erklärt werden, dass viele Bakterien und Protisten für eine Pflanze Pathogene darstellen, derer sie sich erwehrt. Die Pflanze wird erst dann für derartigen Aufwuchs anfällig, wenn sie beispielsweise einen Mangel an essentiellen Nährelementen aufweist, wie es etwa bei leblosen Blättern der Fall ist. Nichtsdestotrotz war die allgemeine Bewuchsdichte dennoch nicht einmal halb so stark wie jene des anorganischen Substrates.

Weiterführende Überlegungen

Es soll zum Abschluss zu bedenken gegeben werden, dass nicht ausgeschlossen werden kann, dass die Differenzen im Substratbewuchs möglicherweise unter anderem durch die Unterschiede in Jahreszeit und Ort der Probenentnahmen sowie der Expositionszeit der Substrate begründet sein könnten. So wurden die Deckgläschen im Frühjahr zwischen Mitte April und Mitte Mai exponiert, während die pflanzlichen Proben dem Teich über drei Monate später im Sommer entnommen wurden. Wie bereits durch vorangegangene Aufwuchsuntersuchungen ersichtlich wurde, unterliegt das Periphyton einer Periodizität, welche durch die jahreszeitlich bedingten Umweltschwankungen, wie zum Beispiel der Temperatur oder der Dauer der Sonneneinstrahlung, bedingt sind. Diese Schwankungen haben zur Folge, dass Arten zu unterschiedlichen Zeiten am Konkurrenzstärksten sind und der Artenbestand des Periphytons bedingt durch Nahrungs- und Raumkonkurrenz stark variiert.

Während die Expositionszeit des anorganischen Substrates exakt festgelegt wurde (12 und 19 Tage), ist über das Alter der *Potamogeton crispus* Blätter sowie der Aufenthaltsdauer der Blätter von *Symphoricarpos albus* und *Tilia* im Wasser nichts bekannt. Differenzen im Aufwuchs können somit sowohl darin begründet sein, dass – im Falle der vermodernden Blätter – die Expositionsdauer im Wasser zu kurz war oder – wie im Falle von *Potamogeton crispus* – die Expositionszeit jene des künstlichen Sub-

strates um so vieles überschreitet, dass die Interaktionen der Organismen zu jenem Aufwuchs geführt haben.

Während *Potamogeton crispus* und *Tilia* im Litoral in der Wassersäule auf gleicher Höhe der Deckgläschenexposition entnommen wurden, wurde *Symphoricarpos albus* aus dem Pelagial eines schattigeren Teichbereiches entnommen. Früheren Arbeiten kann entnommen werden, dass sowohl zwischen Pelagial und Litoral als auch in sonnenreichen und -armen Bereichen unterschiedlicher Bewuchs stattfindet. In jedem dieser Fälle wären die Unterschiede im Aufwuchs nicht allein auf die Substrate zurückzuführen. Derartige Annahmen bleiben, wenn auch als berechtigte Einwände, jedoch rein hypothetisch. Für künftige Versuche dieser Art wäre es daher interessant, zusammen mit der Exposition des anorganischen Substrates junge Wasserpflanzen und frisch vom Baum oder Strauch gewonnene Blätter zur gleichen Zeit, für die gleiche Dauer und an der gleichen Stelle des Teiches zu exponieren und zu sehen, ob die Untersuchungsergebnisse mit denen übereinstimmen, die im Rahmen dieser Arbeit gewonnen wurden.

Literaturhinweise

- Bresinsky, A., Körner, C., Kadereit, J. W., Neuhaus, G., Sonnwald, U.: Strasburger. Lehrbuch der Botanik, 36. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2008.
- D'Alelio, D., Cante, M. T., Russo, G. F., Totti, C., De Stefano, M.: Epizoic diatoms on gastropod shells. When substrate complexity selects for microcommunity complexity. In: Seckbach, J., Dubinsky, Z. (Hrsg.): All flesh is grass. Plant-animal interrelationships, S. 349–364. Springer, New York 2011.
- Foissner, W., Berger, H., Kohmann, F.: Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobien-systems. Band II: Peritricha, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 5 (1992).
- Goos, F.-M.: Entwicklung und Architektur von Aufwuchsgesellschaften unter definierten Licht- und Nährstoffverhältnissen. Shaker Verlag, Aachen 1999.
- Hofmann, G., Werum, M., Lange-Bertalot, H.: Diatomeen im Süßwasser-Benthos von Mitteleuropa. A. R. G. Gantner Verlag K. G., Rugell 2011.
- Krammer, K.: Kieselalgen. Biologie, Baupläne der Zellwand, Untersuchungsverfahren. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 1986.
- Kudo, R. R.: Protozoology, 5. edition. Charles C. Thomas Publisher, Illinois 1966.
- Linne von Berg, K.-H., Melkonian, M.: Der Kosmos-Algenführer. Die wichtigsten Süßwasseralgen im

- Mikroskop. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2004.
- Schneider, H.: Beobachtung über Plankton- und Aufwuchsorganismen eines Altrheins. Mikrokosmos 73, 289–299 (1984a).
- Schneider, H.: Ein lohnendes Arbeitsgebiet für den Mikroskopiker: Aufwuchsuntersuchungen. Mikrokosmos 73, 65–72 (1984b).
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers – Ein Bestimmungsbuch, 10. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2006.
- Totti, C., Romagnoli, T., De Stefano, M., Di Camillo, C. G., Bavestrello, G.: The diversity of epizoic diatoms. Relationships between diatoms and marine invertebrates. In: Seckbach, J., Dubinsky, Z. (Hrsg.): All flesh is grass. Plant-animal interrelationships, S. 327–343. Springer, New York 2011.
- Wehner, R., Gehring, W.: Zoologie, 24. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2007.
- Zehner, M.: Beobachtungen am Periphyton eines Stadtparkteiches. Mikrokosmos 82, 107–112 (1993).
- Verfasser:** B. Sc. Sarah-Julia Körner und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin; E-Mails: Sarah3110@web.de und hausmann@zedat.fu-berlin.de

Buchbesprechung

Ineichen, St., Ruckstuhl, M., Klausnitzer, B. (Hrsg.): Stadtf fauna – 600 Tierarten unserer Städte.
Haupt Verlag, Bern 2012,
434 Seiten, über 650 Farbfotos,
8 Tabellen, kartoniert,
€ 29,90,
ISBN 978-3-258-07723-9.

Regenwälder werden zugunsten von Palmölplantagen abgeholzt, die Meere werden verseucht und überfischt, die Korallenriffe bleichen aus, der Wald stirbt. Kulturlandschaften sind flurbereinigt und bieten in ihrer Monotonie immer weniger Arten Lebensmöglichkeiten. Jeden Tag sterben so und so viele Arten aus. Das alles muss den Naturbegeisterten depressieren.

Wo findet die viel beschworene Biodiversität überhaupt noch statt? In unseren Städten natürlich, in denen seit je her viele und inzwischen immer mehr Tier- und Pflanzenarten von dem mosaikartigen Nebeneinander verschiedenster menschengemachter Habitattypen profitieren. Die drastischen Klimaverschiebungen und Zerstörungen natürlicher Habitate bedrohen eine Vielzahl von Arten und schaffen Möglichkeiten



für neue. Kein Mensch weiß, wie viele neue entstehen, aber die neu bei uns eingewanderten Arten bemerken wir oft.

Gut, dass es nun einen zuverlässigen Naturführer gibt, mit dem wir uns die Stadtf fauna einheimischer und neu eingewanderter Arten erschließen können. Wer würde schon auf die Idee kommen, in einer Geschäftsstraße auf Vogelexkursion zu gehen? Oder auf Safari im Badezimmer? Wohnt die erst seit 1958 bekannte Staublaus *Dorypteryx* bei uns? Vielleicht ist es der Erstnachweis für unsere Stadt!

Die Artenzusammenstellung der *Stadtf fauna* ist in dieser Form einzigartig und macht Lust, die Natur dort zu erkunden, wo sie uns am nächsten ist. Wir werden staunen, wie viele der dort in kurzen Portraits gezeigten Tiere uns noch nie aufgefallen sind.

Egal, ob Schnecke, Insekt oder Vogel, meist wird man in dem Naturführer *Stadtf fauna* zumindest einen Hinweis auf die nähere Verwandtschaft bekommen. Gerade für einzelne Insektengruppen jedoch kann die Darstellung in einem Naturführer natürlich nicht erschöpfend sein. Und selbstverständlich leben viel mehr Stechmückenarten als Haus- und asiatische Buschmücken in einer Stadt. Aber das zeigt nur, dass es sie tatsächlich gibt, die Biodiversität – und zwar direkt vor unserer Haustür.

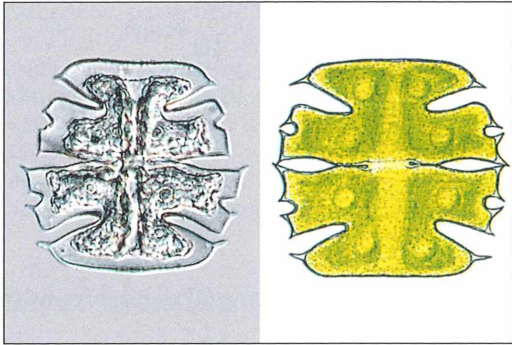
Der vom Haupt Verlag soeben herausgebrachte, solide ausgestattete Naturführer ist sehr empfehlenswert, da er auf professionelle Art und Weise an die Thematik herangeht, dabei aber stets auf Verständlichkeit und Praxisnähe bedacht ist. Empfehlenswert!

Alexander Fürst von Lieven,
Berlin

Desmidiaceen-Steckbrief

Tafel 4: Gattung *Micrasterias* (IV)

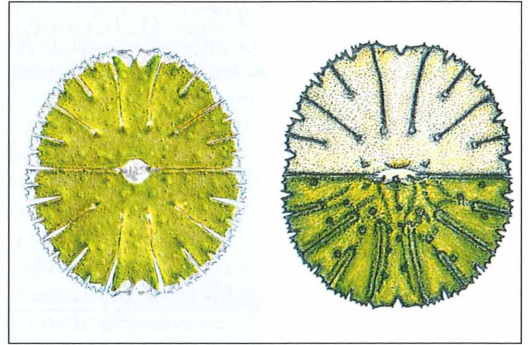
Micrasterias decemdentata (NÄG.) ARCH.



Dimensionen: 55–60 µm × 55–60 µm.

Vorkommen: Säureliebende Art in Torfmoos-schlenken, in Mitteleuropa recht selten.

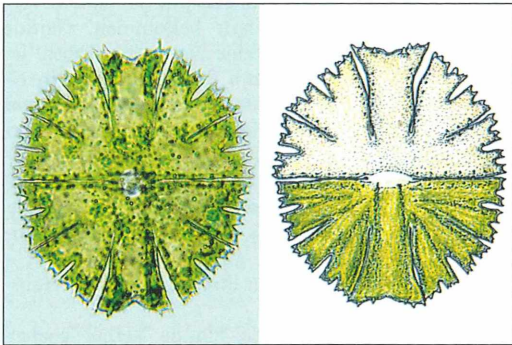
Micrasterias thomasiana ARCH. var. *notata* (NORDST.) GRÖNBL.



Dimensionen: 200–250 µm × 170–210 µm.

Vorkommen: In sauren und mäßig sauren Mooren, Feuchtwiesen, Seeuferzonen, oft auch gemeinsam mit *Micrasterias denticulata*. Im Gegensatz zum seltenen Typus ist diese Varietät häufig und allgemein verbreitet.

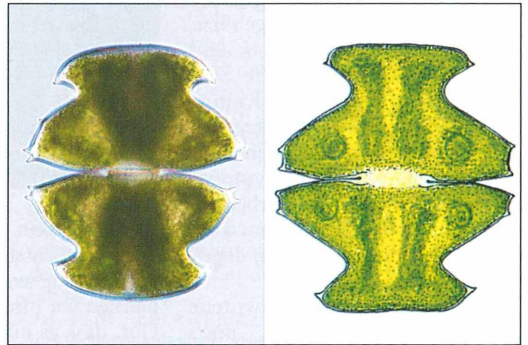
Micrasterias papillifera BREB.



Dimensionen: 100–140 µm × 95–140 µm.

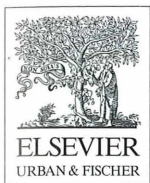
Vorkommen: Als eher azidophile Art in unterschiedlichen Gewässern von Mooren und auch in feuchten Torfmoosrasen allgemein verbreitet, oft gemeinsam mit *Micrasterias rotata*. Diese Art ist morphologisch variabel. Daher wurden mehrere Varietäten beschrieben.

Micrasterias oscitans RALFS



Dimensionen: 130–150 µm × 120–140 µm.

Vorkommen: Als azidophile Alge in sauren Gewässern zwischen Torfmoosen. Seltene Art.



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

101. Jahrgang · 2012

Impressum

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

Verlag: Elsevier GmbH – Urban & Fischer, Hackerbrücke 6, 80335 München,

Tel.: +49(0)89/5 38 30, Fax: +49(0)89/5 38 39 39, E-Mail: info@elsevier.de

Anzeigenleitung: Marcel Fischer, Advertising Management, Niederrasen/Rasun di sotto 69, 39030 Rasen-Antholz/Rasun-Anterselve (BZ), Italien (Südtirol)/Italia (Alto Adige), Tel.: +39 04 74 49 66 65, Mobil: +39 3480159984; E-Mail: marcel.fischer@elsevier.com

Anzeigenpreise: Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2012.

Lieferkonditionen (2012): Band 101 (1 Band mit 6 Ausgaben)

Abopreise* (2012):

Land	Institutionen	Persönlich	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH*	105,00 EUR	84,00 EUR	63,00 EUR	21,00 EUR

* Deutschland, Österreich, Schweiz

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

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

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

Abonnements: Bitte richten Sie Ihre Bestellung an HGV Servicecenter Fachverlage, Abo-Service, Postfach 11 64, 72125 Kusterdingen, Deutschland.

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

Bankverbindung: Deutsche Bank AG Reutlingen, Kontonummer 159 9950 (BLZ 640 700 85), IBAN DE54 6407 0085 0159 9950 00; BIC DEUTDE33HAN

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

Bitte geben Sie bei der Zahlung Ihre vollständigen Daten an.

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

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

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

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

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

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

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

Verfasserverzeichnis

- Bettighofer, W.:** Planktische Diatomeen um Helgoland. Teil 1: Die Schwebefortsätze 160
- Bettighofer, W.:** Planktische Diatomeen um Helgoland. Teil 2: Auch rapheuse Diatomeen können kriechen 193
- Bettighofer, W.:** Alle Jahre wieder oder Selbstgebasteltes kommt immer von Herzen 379
- Drews, R.:** Korallenskelette unter dem Makroskop 15
- Drews, R.:** Differenzierte Darstellung von Kleinkreismuskulatur mit polarisiertem Licht 178
- Drews, R.:** Leitz-Mikroskope vor 100 Jahren 244
- Drews, R.:** Glaskunst im Kleinsten 311
- Frohberg, W., Hausmann, K.:** Mikroskope als Briefmarkenmotive 294
- Fromm, T.:** Bau und Entwicklung der Rippenqualle *Pleurobrachia pileus* 65
- Galliker, P.:** Die Metamorphose der filopodialen Gehäuse-Amöbe *Lecythium hyalinum* 248
- Galliker, P.:** Eine Mehrfach-Phagocytose mit vier Kontrahenten 307
- Hausmann, K., Radek, R.:** Editorial 1
- Hoc, S.:** Mikroskopische Studien an Organen des Stofftransportes wirbelloser Tiere 43
- Hoc, S.:** Wie und womit Pflanzen die Schwerkraft wahrnehmen 327
- Husemann, H.:** Alte und neue Tonträger – Ein mikroskopisch-visueller Vergleich 37
- Jacob, W.:** Diskussionsbeitrag zum Artikel „Gibt es Bewusstsein bei Einzellern?“ 370
- Jahnke, J., Bugaro, M., Mahlmann, D.:** Das Leitz-Mach-Zehnder-Interferenzmikroskop für Durchlicht. Teil 1: Ein altes Präzisionsinstrument mit aktuellem Nutzen 231
- Jahnke, J., Bugaro, M., Mahlmann, D.:** Das Leitz-Mach-Zehnder-Interferenzmikroskop für Durchlicht. Teil 2: Algenkundliche Anwendungen 269
- Koch, C., Hausmann, K.:** Rasterelektronenmikroskopische Abbildungen der besonderen Art – 3D-Bilder aus dem REM
- Körner, S.-J., Hausmann, K.:** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 1: Prokaryoten 90
- Körner, S.-J., Hausmann, K.:** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 2: Algen 137
- Körner, S.-J., Hausmann, K.:** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 3: Heliozoen und Flagellaten 207
- Körner, S.-J., Hausmann, K.:** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 4: Ciliaten 257
- Körner, S.-J., Hausmann, K.:** Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 5: Epizoisches Periphyton – Gastropodenbewuchs 345
- Krall, S.:** Gibt es Bewusstsein bei Einzellern 203
- Kreutz, M.:** Spurensuche nach der Testaceengattung *Microgromia* 168
- Laber, B.:** *Micromyces zygonii* und die Sternkörper der Jochalge *Spirogyra* 30
- Lenzen, O.:** Darstellung der Oberflächentextur von Sandkörnern aus Quarz in Durchlicht-Hellfeld-Beleuchtung 20
- Lenzenweger, R.:** „Sternschneuzer“ am Wegesrand 241
- Lenzenweger, R., Bettighofer, W.:** *Micrasterias* – Die Stars unter den Zieralgen 300
- Lüthje, E.:** Pollen aus der Sparbüchse – Florale Kegel-schnitte und weitere Makro-/Mikromotive 4
- Lüthje, E.:** Mikroskope aus Kiel mit Z – Adolf Zwickert (1849–1926), Kieler Optiker und Mechaniker 73
- Lüthje, E.:** Krebscherereien und Algentümliches – Mit Giemsa auf der Suche nach Aufwuchsalgen 129
- Lüthje, E.:** Mikroorganismen im Nektar von Blüten? – Nachgehakt 213
- Lüthje, E.:** Blattspaltereien – Zwei einfache Hilfsgeräte für botanische Flächenschnitte 353
- Mach, M., del Cerro, M.:** Steindorffs „Mikrobenjäger“ – Revolutionäres Mikroskop-Design im Deutschland der Nachkriegszeit. Teil 1 372
- Nachtigall, W.:** Nurfüßler-Samen von *Alsomitra macrocarpa* – Die besten pflanzlichen Gleitflieger der Welt. Teil 4: Die „aerodynamische Visitenkarte“. Mit einer Einführung in die Strömungstechnik 51
- Nachtigall, W.:** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen. Teil 1: „Nur“ ein Fichtensamen ... 200 Millionen Jahre effektive Verbreitung 110
- Nachtigall, W.:** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen. Teil 2: Sinkabweichungen und stroboskopische Registrierungen bei Fichtensamen 155
- Nachtigall, W.:** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen. Teil 3: Wie die „Nasenzwicker“ der Ahorn-Arten abwärts rotieren 225
- Nachtigall, W.:** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen. Teil 4: Die Früchte des tropischen Langfadens *Combretum gallobatense* als Drehwalzenflieger 263
- Nachtigall, W.:** Bau und Funktion von Drehflieger-Diasporen. Teil 5: Die Samen der Esche als Schrauben-drehflieger 341
- Piper, T.:** Variabler Phasen-Dunkelfeld-Kontrast (VPDK) – Eine Methode zur verbesserten Darstellung von Objekten mit hohen regionalen Dichteunterschieden 117

Plewka, M.: Aus dem Dornröschen-Schlaf erwacht: Das Rädertier *Ptygura rotifer* 77

Siering, C., Hausmann, K.: Alles Gute kommt von oben: Luftkeime. Teil 1: Makroskopische Beobachtungen 331

Steiner, E.: Der binokulare Reichert-Stereo-Aufsatz nach Heimstädt 182

Sturm, R.: Die Jochalge als mikroskopisches Studienobjekt – Einfache Experimente zu Fortpflanzung, Osmoregulation und Zellregeneration 321

Weber, O. R.: Darmpolypen – Unangenehme und gefährliche Gäste 281

Zimmert, G.: Aufbereiten von Mikrotom-Messern. Teil 1: Grundsätzliches 217

Zimmert, G.: Aufbereiten von Mikrotom-Messern. Teil 2: Hilfsmittel und ihre Anwendung 285

Zimmert, G.: Aufbereiten von Mikrotom-Messern. Teil 3: Einmalklingen und Messermontage 363

Kurze Mitteilungen

Bettighofer, W.: Chitin bei Diatomeen 84

Günzl, H.: Korrigendum: *Mallomonas* ist *Paraphysomonas* 262

Nachtigall, W., Wisser, A.: Maulwurf und Maulwurfsgrille: Die Analogie der Grabschaukeln 229

Radek, R.: Materialwissenschaftler der Universität Jena erschaffen leuchtende Eiweißfasern 36

Radek, R.: Analyse der Schwimmbewegung von Trypanosomen 50

Redaktion MIKROKOSMOS: Nabel einer anderen Welt: Das Belly Button Biodiversity Project 11

Redaktion MIKROKOSMOS: Video zeigt Wellencharakter von Teilchen 268

Redaktion MIKROKOSMOS: Windeln als Meerwasserfilter 306

Redaktion MIKROKOSMOS: Neue Erkenntnis über tropfende Dichtungen 316

Schnepf, E.: Das oszillatorische Wachstum von Pollenschläuchen 14

Schnepf, E.: Die Austrocknungstoleranz von Wiederauf-
erstehungspflanzen 59

Schnepf, E.: Wenn die Struktur und Funktion des Golgi-
Apparates gestört wird, akkumulieren die Plastiden
mehr Stärke 85

Schnepf, E.: Mikroorganismen im Nektar von Blüten
108

Schnepf, E.: Ohne die plastidäre RNase E sind der RNA-
Metabolismus und die Bildung der Ribosomen in den
Plastiden stark gestört 116

Schnepf, E.: Überraschungen im Genom von *Chlorella*
123

Schnepf, E.: Pektine und die Orientierung der Zellulose-
Mikrofibrillen parallel zu den kortikalen Mikrotubuli
175

Schnepf, E.: Mixotrophie bei grünen Pflanzen 200

Schnepf, E.: Wie reagieren Membranen, wenn sich das
Volumen der Schließzellen bei den Bewegungen der
Spaltöffnungen verändert?

Schnepf, E.: Die Haare auf Tomatenblättern und ihre In-
haltsstoffe: Abwehr von Fressfeinden 277

Sachregister

- Abbe, Ernst 74
 Abwehr-Ribonucleasen 109
 Abziehen 221
 Abziehhülsen 219
Acanthamoeba 166
Acanthocystis 207
 Acanthopodien 166
Acer 342
 – *platanoides* 227
 – *pseudoplatanus* 225, 343
 – *rufinerva* 227
 – *tataricum* 227
Achnanthes 139, 346
 Ackergauchheil 362
 Ackerschmalwand 60, 85
Aconitum 214
Acropora 15
 Adobe Photoshop 151
Aesculus hippocastanum 14
 Ahorn 225
Ailanthus glandulosa 341
 Aktiv-Museum 96
 Alaunkristalle 120
 Alfred-Wegener-Institut für Meeres-
 und Polarforschung 160
 Algen 137
 Algenlaus 131
Aloe aloides 132
 Alpenveilchen 4
Alsomitra 112, 155
 – *macrocarpa* 51
 Altarbild 82
 Ameisenigel 230
 Amöben 148
 Amyloplasten 327
Anabaena 92, 168
Anagallis arvensis 362
 Anaglyphen-Technik 146
 Anthozoa 15
 Aplanosporen 31
Apogromia 170
Arabidopsis 175
 – *thaliana* 60, 85, 116
 araphid 143
Arcella vulgaris 370
 Areolen 143, 195
 Armleuchteralgen 327
 Arztromanze Dr. Holl 377
 Asteridien 31
Asterionellopsis glacialis 194
 Asterosphaerien 31
 Aufwuchs 90
 Aufwuchsalgen 129
 Ausbreitungskörper 110
 Austrocknungstoleranz 59
 Auxin 329
 AWI 160
 Azygoten 31

Bacillus mycoides 337
 BAH 160
 Bakterien 90, 116, 148, 331
 Bakterienrasen 92
 Balg 361
 Barcoding 251
 Bariumsulfat-Körnchen 328
 Baumnabel-Biodiversitäts-Projekt
 11
 Bazillen 92
 Beinwell 5
Belaria 170
 Beleuchtung, stroboskopische 155
 Belly Button Biodiversity Project 11
 Benthäl 91
 Berg-Ahorn 225
 Berle 130
Berula erecta 130
 Beugungsbilder 40
 Bewusstsein 203, 370
 Bilateralsymmetrie 67
 Biofilm 92, 233
 Biologische Anstalt Helgoland 160
 Bionik 88
 biraphid 143
 Blastocoel 70
 Blastomere 67
 Blastula 70
 Blattspaltereien 353
 Blutkreislauf 43
 Borsche, Dieter 377
 Borstenflügel 242
Bosmina 179
 Brechungsindex 233

Cacoxenus indagator 10
 Calaniden 178
Calliphora erythrocephala 176
Callitriche 129
 – *cophocarpa* 134
 – *palustris* 134
Calluna vulgaris 5
Caltha palustris 361
Cameraria ohridella 14
 Carotinoide 331
 CD 37
 Centipoise 50

Centrolobium robustum 226
Cephalanthera damasonium 200
Ceramium
 – *diaphanum* 381
 – *tennicorne* 379
Ceratium 238
Chaetoceros 84, 196
 – *borealis* 161
 – *diadema* 197
 – *didymus* 164
Chaetopeltis 130
Chara 327
Characium 93, 141
 Chitin 84, 162
Chlamydomonas 85, 123
Chlorella variabilis 123
 Chlorophyceae 123
 Choanoflagellat 210
 Chytridiomyceten 32
 Cilienschlag, metachroner 152
Citrus medica 357
 Cladoceren 178
Closterium 140, 148, 233
Cocconeis 131, 138, 345
 Coenosteam 17
Coleochaete 130
 Colloblasten 65
Colpoda cucullus 203
Combretum 342
 Conchin 345
Condylura cristata 230
 Copepoden 178
Corallorhiza 200
Coscinodiscus
 – *radiatus* 161, 381
 – *wailesii* 162, 195
Craterostigma plantagineum 59
 Ctenophora 65
 Ctenopoda 181
 Cyanobakterien 93, 233
 Cyanophyceen 83
Cyclamen 5
 Cyclopiden 178
Cyclotella 84
 – *meneghiniana* 163
 Cydippe 71
Cymbella 194

 3D-Bilder 146
Daphnia 181
 Dauersporen 196
 Deklination 366
Delphinium 214

- Desmidiaceen 107, 340, 352
Diamantpaste 220
Diaptomus 178
Diasporen 110, 155, 341
Diatomeen 84, 121, 137, 160, 193
Dictyosomen 85
Dictyostela 215
Diffugia rubescens 381
Dinobryon 237
Diplokokken 92
Dissogonie 66
Disymmetrie 66
Diversität 331
Doppelarm-Mikroskop 372
Doppelklinge 7
Drehflieger 342
Drehflieger-Diasporen 110, 155, 225, 341
Dreh-Methode 148
Dreigang-Getriebe 176
Drews, Rudolf 86
Drosophila suzukii 250
DVD 37
Dytiscus 43

Echium 214
Eichelbohrer 13
Einmalklingen 363
Einmalklingenhalter 217
Einzeller des Jahres 166
Eisenbakterien 92, 153
Ektoderm 70
Endosporen 331
Engelsrotz 241
Entoderm 70
Epibolie 67
Epidermis 133
Epipactis atrorubens 200
Erbse 361
Eremosphaera viridis 381
Eschensamen 341
Eudorina elegans 381
Euperiphyton 90, 345
Exkretbehälter 356

Fadenalge 119
Favia 17
Favites 17
Fazilitation 90
Feuerkorallen 15
Fibronektin 36
Fichte 110, 155, 343
Fichtensamen 110, 155
Fichtenspargel 200

Flächenschnitte 353
Flagellaten 150, 207
Fleming, Alexander 336
Flug, somatolytischer 177
Flügel 48
Flügelgelenk 176
Foraminiferen-Modelle 144
Foraminiferen-Parks 145
Foraminiferen-Skulpturen 144
Fortpflanzung 321
Fourier-Transformation 40
Fragilaria 139
Francé, Raoul Heinrich 370
Fraxinus
– *americana* 342
– *excelsior* 341
Freiwinkel 366
Fresspseudopodium 249
Fromm, Thomas 107
Froschbiss 130
Frühlingsfeyer 100
Frustel 137
Fultoportulae 84, 163
Furchung 67

Galanthus nivalis 5
Galilei, Galileo 104
Gallertporen 193
Gametangium 324
Gangunterschied 232
Gärungsprozesse 109
Gaskanäle 132, 354
Gastropodenbewuchs 345
Gastrovaskularsystem 66
Gastrulation 67
Gasvakuolen 94
Gehäuseamöbe 248
Geißeltiere 153
Gelbgrünalgen 140
Gelenkzellen 359
Geotropismus 327
Geotrupes sylvaticus 230
Gerbstoffe 356
Gewebewachstum 36
Giemsa-Färbung 129
Glaskrebs 181
Gleitflieger 51
Glockentierchen 95, 154
Goethe, Johann Wolfgang von 100
Goldalge 207
Golgi-Apparat 85
Gonyostomum semen 77
Götterbaum 341

Grabschaukeln 229
Gravimorphose 327
Gravitropismus 327
Grünalgen 140
Grundschlitten-Mikrotom 217
Gryllotalpa gryllotalpa 230

Haarprobe 221
Haftmechanismus 142
Hahnenfuß 361
Handmikrotom 364
Handzylindermikrotom 217
Harnstoffpermeabilität 324
Harpacticoiden 178
Hartlaubgewächse 356
Haselnussbohrer 13
Hefen 109, 213, 331
Heidekraut 5
Helgoland 160, 193
Heliozoen 146, 207
Helix pomatia 47
Helleborus foetidus 109, 213
Hemmhöfe 335
Herz 43
Heterogromia 170
Heuschrecke 43
Hexacorallia 15
Hochfrequenzaufnahme 48
Holopedium 179
Holundermark 364
Holzbock 88
Hooke, Robert 27, 104
Hornveilchen 5
Hottonia palustris 130
Hülse 361
Hundertfüßer 44
Hüpfertling 178
Hydathoden 134
Hydrocharis morsus ranae 130
Hydrokorallen 15
Hydrozoen 15
Hyphen 334
Hypnozygoten 323

Idioblasten 354
Implantate 36
Inklination 366
Insektenflügel 120
Integrine 36
Interferenzkontrastmethode 234
Invagination 71
Iris 362
Isochryme 15

- Isthmus 140
Ixodes ricinus 88

 Joçhalgen 30, 321
 Jodfärbung 357
 Johannisbrotbaum 136

 Kage, Manfred P. 159
 Kalyptra 328
 Kämmerlinge 144
 Kammfüßer 181
 Kapsel 361
 Kartoffelkrebs 32
 Kastanienminiermotte 13
 Kauer 78
 Keimblattentwicklung 71
 Keratitis 167
 Kieferngewächse 110
 Kieselalgen 137
 Kipp-Methode 148
 Kirschessigfliege 250
 Klebzellen 65
 Kleinkreismuskulatur 178
 Kleinlebewesen 104
 Klingenhalter 363
 Klopstock, Friedrich Gottlieb 100
Knautia 214
Knightia excelsa 226
 Koch, Robert 28, 376
 Kohlschnaken 48
 Koloniebildung 173
 Konjugation 30
 –, skalariforme 324
 –, *Spirogyra* 323
 Kontaktadressen Mikroskopische
 Vereinigungen 2
 Konturgrafik 381
 Kopulation, laterale 323
 Korallenpolypen 15
 Korallenskelette 15
 Korallenwurz 200
 Korkenzieherkonfiguration 154
 Kornkäfer 13
 Korona 77
 Kragengeißelflagellaten 210
 Kranzsyndrom 353
 Krauses Laichkraut 153
 Krebssschere 129, 354
 Kreislaufsystem 43
 Kresse 328
 Kreuzblick 152
 Kreuzspinne 43
 Kulturpreisträger 159

 Laichkraut 91
 –, Krauses 210, 347
Lamium 214
 Laterallherz 45
Lathyrus sativus 361
 Laubblatt 353
 Lauraceen 358
 Leberblümchen 10
Lecythium hyalinum 248
 LEDs 191
 Leibniz, Gottfried Wilhelm 104
 Leinsamen 328
 Leiterkopulation 323
 Leitz-Mikroskope 244
Lemna
 – *minor* 130
 – *trisulca* 130
Leptodora 181
 Licht emittierende Dioden 191
 Licht, polarisiertes 178
 Lichtnelke, Rote 362
Licmophora juergensii 193
Linaria 214
 Linde 91, 210, 348
 Lineolae 138
 Lippenfortsätze 193
Liriodendron tulipifera 341
Lithodesmium 84
 Lorbeer 356
 Lorica 210
 Löwenzahn 155
 LP 37
 Luftbakterien 331
 Luftfangplatten 332
 Luftkeime 331
 Lugol'sche Lösung 329
Lunaria rediviva 362
Lycopus europaeus 130
Lysimachia nummularia 130

 Mach-Zehnder-Interferenz-
 mikroskop 231
 Mach-Zehnder-Interferometer 231
 Madrepোরaria 15
 Maisblatt 355
 Makromeren 68
 Malaria 29
Mallomonas 207
 MAR 166
 Maria Laach 96
 Marschenfieber 29
 Mastax 77
 Maulwurf 229
 Maulwurfsgrille 229

Mediopyxis helysia 197
 Melanine 334
 Membranen 224
 Meningoencephalitis 167
Mentha 130
Merismopedia 93
 Mesogloea 66
 Messer-Montage 363
 Messertypen 218
Metopus 82
Micrasterias
 – *apiculata* 340
 – *brachyptera* 340
 – *decemdentata* 352
 – *oscitans* 352
 – *papillifera* 352
 – *pinnatifida* 340
 – *radiosa* 340
 – *thomasiana* 352
 Microbe Hunter 376
Micrococcus luteus 338
Microcystis 168
Microgromia
 – *haeckeliana* 172
 – *longisaepimen* 169
 – *minor* 171
Micromyces 32
 – *zygogonii* 30
Micromycopsis 32
 Mikrobenjäger 372
 Mikromeren 68
 Mikroorganismen 109
 Mikroskop, Struensees 27
 Mikroskopie-Zentrum 96
 Mikroskopische Vereinigungen,
 Kontaktadressen 2
 Mikroskopischer Arbeitskreis Ruhr-
 gebiet 166
 Mikrotom 217
 Mikrotom-Messer 217, 363
 Mikrotubuli, kortikale 175
 Minze 130
 Mixotrophie 200
 Mohn 362
 Mohnkapsel 362
 –, Salzstreuer 361
Monas 209
 Monismus 371
 monoraphid 143
Monosiga 210
Monotropa 200, 214
Mougeotia 30, 170, 321
 Mozart, Wolfgang Amadeus 83
 mycoheterotroph 200

- Mycorrhiza 200
 mycotroph 200
Myrothamnus flabelliformis 59
- Nadelbäume 110
 Nanofibrillen 36
 Nanomaterialien 36
Navicula 137, 193
 Nektar 109, 213
 Neophyt 195
Neottia 200
 Nesseltiere 15
 Nestwurz 200
 Nibelungen 83
Nicotiana 109
 – *tabacum* 85
 Nieswurz, Stinkende 213
Nostoc 168
 – *commune* 241
Notommata copeus 64
- Oberflächentextur 20
 Ocelli 193
 Octocorallia 15
Odontella
 – *aurita* 161, 165, 193
 – *granulata* 193
Oedogonium 141
 Öffnungsfrüchte 361
 Oleander 356
 Oligochaeta 46
 Olive 356
Ophiocytium 93, 141
 Optiker 73
 Organogenese 71
Oscillatoria 168
 Osmoregulation 321
Oxytricha 240
- Palisadengewebe 358
Papaver 362
 Parallelblick 152
Paramecium 151
 – *bursaria* 123
Parascaptor 230
Parlibellus 161
 Pascal, Blaise 27
 Pasteur, Louis 376
Pavona 17
 Pektine 175
 Penicillin 336
 Pennate Diatomeen 193
 Periostracum 345
 Periphyton 90, 137, 207
 –, epizoisches 345
Petunia hybrida 109
 Pfennigkraut 130
Phaodactylum tricornutum 84
 Phasen-Aufnahmen 155
 Phasen-Dunkelfeld-Kontrast, variabler 117
Phormidium 233
 Photosynthese, C4-Weg 357
 Phototropismus 327
Phragmites 357
Phyllactinia guttata 381
Picea 342
 – *abies* 110, 155
 – *excelsa* 110, 155, 226, 343
 Picolay 146
 Pigmentierung 331
 Pilze 331
 Pinaceae 110
Pinnularia 236
Pinus
 – *silvestris* 226
 – *sativum* 361
 Planktonnetze 73
Planorbarius corneus 47
 Planorbidae 345
 Plasmolyse 324
 Plasmometrische Methode 325
 Plattenschleifmaschine 219
 Plattensubduktion 20
 Platterbse 361
Platygyra 17
 Plejaden 104
Pleurobrachia pileus 65
Pocillopora 18
 Pol
 –, animaler 67
 –, vegetativer 70
 Polkörperchen 67
 Pollen 4
 Pollenschläuche 14
Polypheumus 179
Polysiphonia fibrillosa 193
Porites 17
Porosira glacialis 162
 Posthornschncke 47
Potamogeton crispus 91, 139, 153, 210, 347
 Primärproduzenten 160
 Primel 364
 Prokaryoten 90
 Prosoros 30
 Protonemata 327
Psammocora 18
Pseudanabaena 93
 Pseudocelli 194
 Pseudoperiphyton 90, 345
 Pseudopodien, granuloreticulose 170
 Psychodelisches 61
Pterocystis 207
Pterospermum semisagittatum 226
Pterygota roxburghii 226
Ptygura rotifer 77
Pyrola chlorantha 200
- Quantenpunkte 36
 Quarzkörner 20
 Quellenbücher 251
- Rädertier 77
 Radiärsymmetrie 67
 Radiolarienskelette 61
Ramonda serbica 59
Ranunculus
 – *acris* 361
 – *ficaria* 10
 – *lingua* 130
 Raphen 138, 143, 193
 Rasiermesser 217
 rasterelektronenmikroskopische Abbildungen 146
 Rauchkanal 57
 Regenwurm 43
 Reichert, Carl 182
 REM 146
 Reproduktionszyklus, *Spirogyra* 323
 Reynoldszahlen 55, 243
 Rezeptorproteine 36
Rhabdonema arcuatum 161, 194
 Rheingold 83
Rheum 342
 Rhizoide 141, 329
 Rhizopoden 207
Rhizosolenia 194
 – *setigera* 161
 Ribonuklease 116
 Rimoportulae 193
 Ringelwürmer 46
 Rippenqualle 65
 Rose von Jericho 59
 Rosskastanie 14
 Rotationsflieger 110
 Ruderfußkrebse 178
 Rüsselkäfer 12
- Salpingoeca* 210
 Samen 155

- , Esche 341
 Sandkörner 20
 Saprophyten 200
 Schachtellinge 165
 Scharbockskraut 10
 Scharniergelenk 12
 Scheinfenster-Fehler 152
 Scheitelpol 66
 Schilfblatt 355
 Schimmelpilze 338
 Schlämm-Kreide 222
 Schleifgranulat 220
 Schleifriemenpaste 221
 Schleifsteine 220
 Schließfrüchte 361
 Schließzellen 133, 224
 Schlundebene 66
 Schmeißfliege 176
 Schneckenhaus 139
 Schneebeere 91, 207, 348
 Schneeglöckchen 5
 Schote 361
 Schraubendrehfliieger 341
 Schraubenflieger 225
 Schraubengelenk 12
 Schulpforta 104
 Schuppen 150
 Schwammgewebe 358
 Schwebefortsätze 160
 Schwefelbakterium 93
 Schwerkraft 325, 327
 Schwertlilien 362
 Schwimmbewegung 50
 Schwimmendes Laichkraut 130
Scilla bifolia 10
Scutigera 44
 Seestachelbeere 65
Selaginella lepidophylla 59
Septothea tessmannii 226
Sida 181
Siderocapsa 92, 148
 Silberblatt 362
Silene dioica 362
 Silikat 162
 Single 37
 Sinkabweichungen 155
 Sinkgeschwindigkeiten 112, 155, 225, 344
Sium erectum 130
Skeletonema 84
 – *marinoi* 197
 Skelettbildung, Korallen 18
 Sklereiden 357
 Spaltöffnungen 132, 224
Sphagnum 77
 Spinnenassel 44
Spirillum 92
Spirogyra 30, 321
 Spitzahorn 228
 Spitzenwachstum 14
 Sporenbildung 331
 Spreizdübel 88
Stachys 214
 Statocyste 65
 Statocyten 327
 Statolithen 327
 Steindorff, Berlin 373
 Steinkorallen 15
Stephanodiscus 163
Stephanopyxis 194
 Stereo Photo Maker 151
 Stereo-Aufsatz nach Heimstädt 182
 Sternkörper 30
 Sternmull 230
 Sternschneuzer 241
 Sterroblastula 67
 Stofftransport 43
 Stomata 132
Stratiotes 131, 355
 – *aloides* 130
 Streak-Aufnahmen 342
 Streifenmethode 232
 Streudiagramm 342
 Streukegel-Blüten 5
 Stroboskopaufnahmen 342
 Stroboskopische Beleuchtung 155
 Strömungstechnik 51
 Struensees Mikroskop 27
Stylophora 17
 Sumpfdotterblume 361
 Swammerdam, Jan 27
Swientenia macrophylla 226
 Symbiont 123
Symphoricarpos albus 91, 138, 207, 348
Symphytum 214
 – *officinale* 5
 Synchytriaceae 32
Synchytrium endobioticum 32
Synedra 139, 346
 Tabak 85, 109
Tabellaria fenestrata 381
Tabularia 139
Talpa europaea 230
Taraxacum 112
Taraxacum officinale 155
Tarrietia argyrodendron 226
 Tätigkeiten, geistige 370
 Taufliege 10
 Taxien 327
 Teichlinsen 130
 Tellerschnecke 345
 Testacee 248
Thalassiosira 84
 – *fluviatilis* 162
 – *punctigera* 164
 – *rotula* 164
 Thecamöben-Modell 98
Thecosphaera 216
Thiocystis 93
 Thripse 242
 Thysanoptera 242
Tilia 91, 139, 210, 348
Tipula oleracea 48
Toluidina balsamum 226
 Tonoplast 224
 Tonträger 37
Trachelomonas 238
 – *armata* 187
 – *bullata* 187
 – *caudata* 187
 – *hispidata* 187
 – *lagenella* 187
Tribonema 234
Trichodina 379
 Trichterblume 109
Trifolium 214
Trigonopterus oblongus 12
Tropaeolum 214
 Tropismen 327
Trypanosoma brucei brucei 50
 Trypanosomen 50
 Tsetse-Fliegen 50
 Tulpenbaum 341
 Uhrglasamöbe 370
 Unendlichkeit 104
 Urdarm 70
 Valven 143, 164, 193
Vanella 148
 Variabilität 170
 Variabler Phasen-Dunkelfeld-Kontrast 117
 Verschiebe-Methode 148
Vicia faba 224
 Vielborster 119
Viola
 – *cornuta* 5
 – *reichenbachiana* 7
Volvox aureus 381

Vorticella 153, 379
VPDK 117

Wagner, Richard 83
Waldmistkäfer 230
Waldveilchen 7
Waldvögelein, Weißes 200
Wasserfeder 130
Wasserflöhe 178
Wasserstern 130, 135
Wechselfieber 29
Wechseltierchen 166
Weihnachtskarten 379

Weinbergsschnecke 43
Wiederauferstehungspflanze 59
Wintergrünpflanzen 200
Wirbellose 43
Wolfstrapp 130
Wurzelhaube 328

Zaglossus bruijini 230
Zanone 112
Zapfen 110
Zea mays 357
Zecken 88
Zellregeneration 321

Zelltrockengewicht 231
Zellulose-Mikrofibrillen 175
Zentralarea 138, 143
Zentralknoten 143
Zieralgen 107, 148
Zitrone 356
Zoospore 32
Zungenhahnenfuß 130
Zweiblättriger Blaustern 10
Zwickert, Adolf 73
Zygnema 31, 321, 381
Zygnemataceae 321
Zygogonium 31
Zygote 67

Blattspaltereien – Zwei einfache Hilfsgeräte für botanische Flächenschnitte

Erich Lühje

Mikroskopiker fertigen von dem Pflanzenorgan Laubblatt zumeist Querschnitte an. Dabei wird die Spreite zur Linie reduziert, ihr flächiger Charakter sowie manche Aspekte der inneren Blattstruktur bleiben unberücksichtigt.

Eine kleine Umschau in meinem Buchbestand zeigte: Fotografische Darstellungen von Flächenschnitten des Blattes sind äußerst rar. Bisweilen muss die Vorstellungskraft dem Mangel abhelfen, wie nachstehend für das so genannte Kranzsyndrom des Maisblattes: *Berücksichtigt man die dreidimensionale Realität, so werden aus den Kränzen natürlich entsprechende Röhren*, heißt es 1979 bei Heß. Ein Flächenschnitt hätte immerhin die Längsausdehnung dieser Bündelscheiden vor Augen geführt – wie es beispielsweise von Schnepf im Jahr 2004, also in der noch schwarzweißen Ära unserer Zeitschrift gezeigt wurde. Farbig wirkt ein entsprechender Flächenschnitt noch erheblich aussagekräftiger.

Anders als bei der Herstellung von Querschnitten stehen uns weder Holundermark noch Mikrotom für Blattspaltereien zur Verfügung. So geht es dabei gemeinhin bieder-handgreiflich zu: *Ein Blattstück ohne größere Rippe wird straff über den Zeigefinger gespannt und mit Daumen und Mittelfinger so festgehalten, dass man mit der Rasierklinge unter flachem Winkel dünne Scheibchen abheben kann. Alternativ kann man die Blattstückchen auch über einen Flaschenkorken wickeln* (Kremer, 2011). Am Ergebnis soll das Muster der Epidermiszellen studiert werden, nicht aber das Blattinnere. Ähnlich beschränkt sich auch Wanners *Mikroskopisch-Botanisches Praktikum* von 2004 auf ein Flächenpräparat zur Untersuchung von Epidermis und Spaltöffnungen.

Mehr Einblick in das Blattinnere verspricht ein Verfahren, welches seinerzeit, nämlich im Jahr 1996, Otto Reuter im MIKROKOSMOS vorstellte. Bei seiner Sandwich-Technik legt man

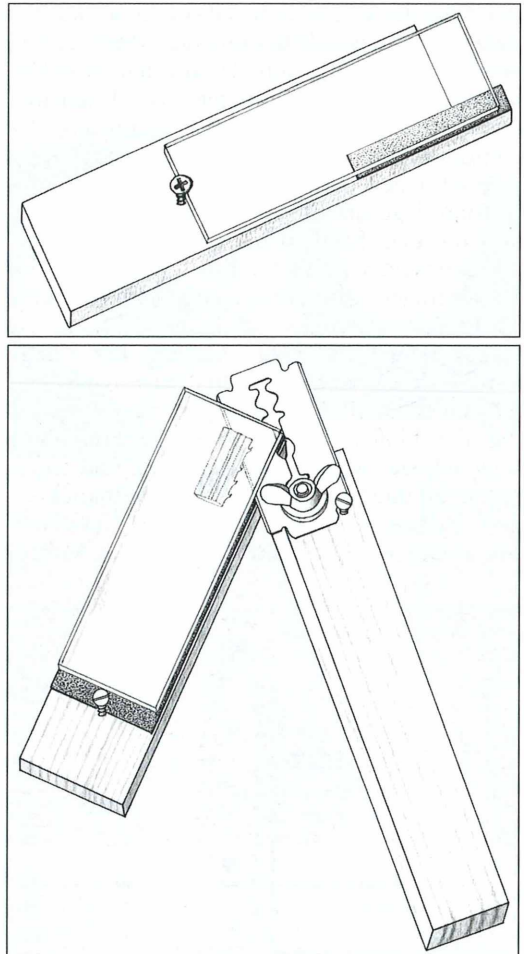


Abb. 1: Einfaches Hilfsgerät für Flächenschnitte mit zwei Versionen des Objekthalters.

ein Blattstückchen zwischen zwei Objektträger; ein gleichstarkes Stück an einer anderen Stelle sorgt für die parallele Lage der Gläser. Die Klinge wird zwischen den Trägern durch das Objekt hindurchgezogen. Anders als beim Um-den-Finger-Wickeln muss das zu schneidende Blatt nicht gekrümmt werden. Solche Flächenpräparate konnten daher hervorragend gelingen (Lühje, 1996 und 2001).

Nicht ganz problemlos

Zwei Mängel stießen mir bei dieser Sandwich-Methode allerdings auf: Einerseits rutschen die Präparate vor der Klinge öfters weg, andererseits erschwert stärkeres Andrücken wiederum den Weg der Klinge durch das Objekt. Ich benutzte daher anstelle des unteren Objektträgers ein Holzbrettchen (Abb. 1), auf dem eine Unterlage aus feinem Sandpapier das Weggleiten (zumeist) verhindert. Um die Berührung der empfindlichen Klinge mit dem Sandpapier möglichst gering zu halten, habe ich die Objektunterlage später abgeändert und die Unterlage mit dem Sandpapier nur so breit wie das Blattstückchen gemacht. Das Verrutschen des Objektträgers verhindert eine kleine Schraube; ich brauche also nur so stark anzudrücken, wie es der Schneidevorgang erfordert. Die Klinge wird in einen einfachen Halter eingespannt und ist nun sicherer und kraftvoller zu führen als mit der bloßen Hand. Unter der Stereolupe setze ich sie zwischen Objektträger und Sandpapier an und ziehe sie durch das Blattstück. Das Verfahren bewährte sich unter anderem bei einem Arbeitsabend der Berliner Mikro-

skopischen Gesellschaft am 23.3.2012 sowie während der Mikroskopierwoche dieser Vereinigung am 25.5.2012. Gegenstand der Untersuchung war jeweils die Krebschere, deren Blätter man wegen ihrer Brüchigkeit keinesfalls um den Finger wickeln kann.

Stabilisierung tut Not

Um die Bahn der Klinge während des Schneidens zu stabilisieren, änderte ich meine Schneidehilfe weiter ab (Abb. 2): Zwei gleichstarke Holzbrettchen dienen als Objekt- beziehungsweise Klingenhalter. Auf dem Objekthalter wird der Träger wiederum durch Schrauben fixiert. In dessen Mitte hilft ein Streifen Sandpapier nötigenfalls, das Wegrutschen eines Blattstückes zu vermeiden. In den anderen Halter wird die Klinge eingespannt. Nun werden beide Teile auf einer ebenen (!) Unterlage aneinander herangeführt, die Klinge unter Lupenkontrolle zwischen Objektträger und Unterlage eingefädelt und dann durch das Objekt gezogen. Hans Brogmus probierte das Gerät beim Zeichnen sogleich aus und meldete: *Der Schneider funktionierte auf den ersten Anbieb!* Die Höhe der Schnittebene kann ich abstufen, indem ich ein Blatt Papier oder einen Heftdeckel unter einen der Halter lege.

Die Kantenlänge der Blattproben wähle ich (anders als auf den Abbildungen) nicht größer

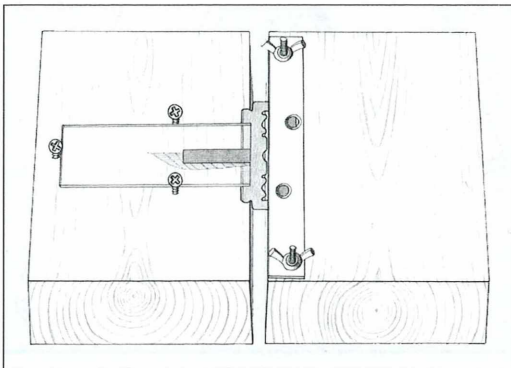


Abb. 2: Einfaches Hilfsgerät für Flächenschnitte, 3. Version.

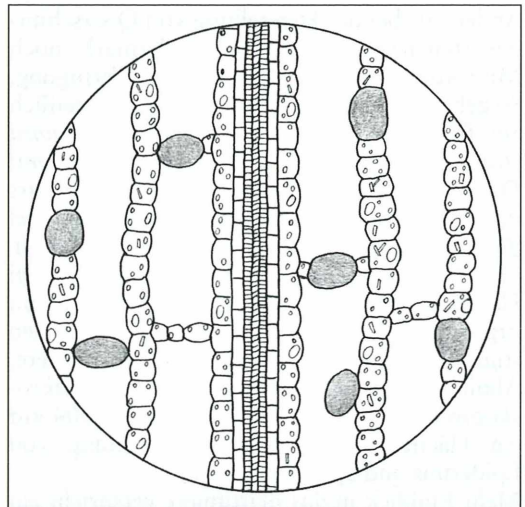


Abb. 3: Blatt der Krebschere, Flächenschnitt. In den parenchymatischen Wänden der Gaskanäle runde Idioblasten. Durchmesser des Bildfeldes 1,9 Millimeter.

als circa 4 Millimeter. Im Mikroskop füllen die Präparate dann auch noch bei geringer Vergrößerung (4x-Objektiv) das Bildfeld der Kamera aus. Natürlich muss man sich in die Technik einüben. Überdies hängt das Ergebnis von der Blattstärke und -beschaffenheit ab.

Nachstehend sollen derart hergestellte, sozusagen plankorrigierte Innenansichten von Laubblättern an ausgewählten Beispielen vorgestellt werden. Einige Aspekte des Blattbaues können dabei gegenüber Querschnitten besonders gut illustriert werden, wie wir sehen werden.

Zelluläre Eigenbrötler im Blatt der Krebschere

Das Blatt der Krebschere war bei der Beschäftigung mit bestimmten Aufwuchsalgen in meinen Blick geraten (Lüthje, 2012). Diese suchte ich nicht nur auf den Epidermen, sondern eben-

falls in den Spaltöffnungen sowie in den darunter liegenden Atemhöhlen.

Dazu brauchte ich Flächenschnitte des *Stratiotes*-Blattes, welche mit dem ersten Hilfsgerät (Abb. 1) sowohl von Frischmaterial als auch nach der Bleichung mit Klorix recht gut gelangen. Führt die Schnittebene durch die Gaskanäle des Blattes, bietet sich im Mikroskop ein eindrucksvolles Bild (Abb. 3). Das Parenchym ihrer Längs- und Querwände enthält bei jungen Blättern häufig blasig-glasig anmutende Zellen, die – anders als das umliegende Gewebe – weder Chloroplasten noch kristalline Einschlüsse besitzen. Damit sind sie als Idioblasten ausgewiesen. Das sind Zellen, die sich durch besondere Eigenschaften (zum Beispiel Form, Wandbau, Inhaltsstoffe, Funktion) von den benachbarten unterscheiden und einzeln oder in kleinen Gruppen im Grundgewebe liegen (Wagenitz, 1996). Auf Blattquerschnitten sind die jungen Idioblasten

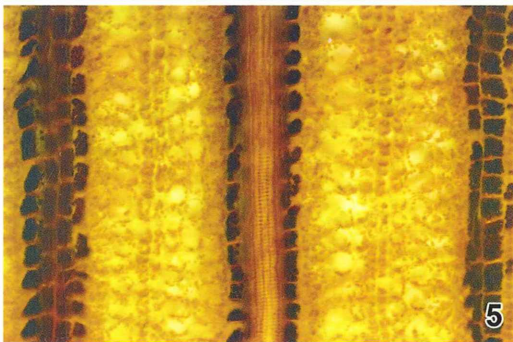
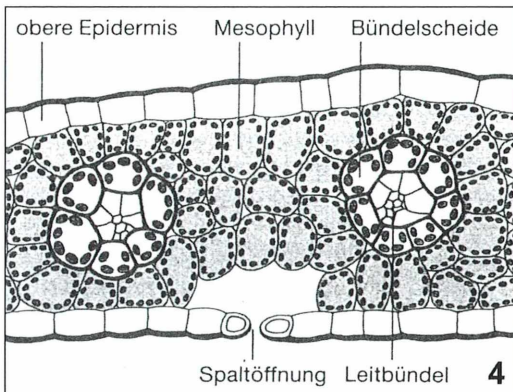


Abb. 4: Querschnitt des Maisblattes mit dem Kranzsyndrom (aus Lüttge et al., 1989). – **Abb. 5:** Flächenschnitt des Maisblattes, Jodfärbung. Die starkkehligen Kranzzellen stechen dunkel gegenüber dem hellen (stärkefreien) Mesophyll ab. Vergr. ca. 95fach.

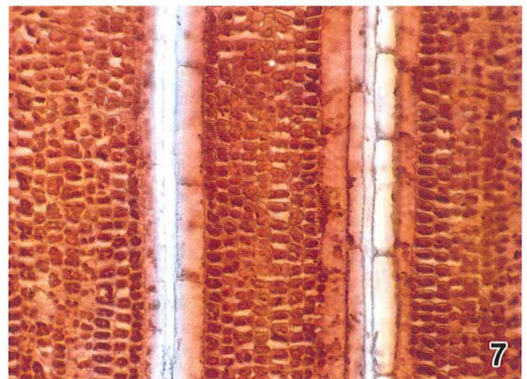
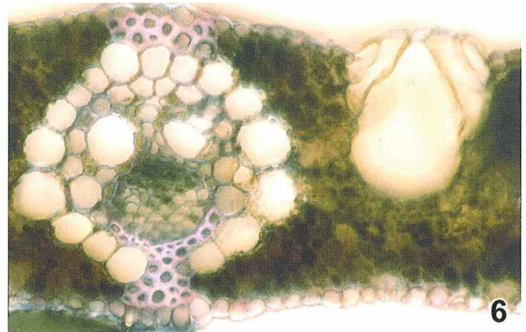


Abb. 6: Querschnitt des Schilfblattes mit Leitbündel, großzelliger Bündelscheide sowie Gelenkzellen. Die Bündelscheide lässt an das Kranzsyndrom und die damit verbundene C4-Photosynthese denken. Färbung: Direkttiefschwarz. Vergr. ca. 220fach. –

Abb. 7: Flächenschnitt des Schilfblattes. Direkttiefschwarz/Pontacylkarmin. Vergr. ca. 130fach.

leicht zu übersehen. Bei älteren Blattstücken treten diese zellulären Eigenbrötler durch ihren braungelben Farbton hervor. Dasselbe gilt für alkoholfixiertes Material.

Legt man die Flächenschnitte in dünne Lösungen von Giemsa, Methylenblau oder Astrablau-Safranin, stechen die Idioblasten bald farblich gegenüber dem umliegenden Gewebe ab. Die Intensität ihrer Anfärbung liegt deutlich über dem Ton der verwendeten Lösung. Während die violette Giemsa-Lösung bei meinen Versuchen farblich unverändert angenommen wurde, traten die Idioblasten bei Astrablau-Safranin-Färbung rot hervor, hatten also bevorzugt Saffranin aufgenommen. Farbstoffakkumulation und -auswahl stellen keine Leistung der lebenden Zelle dar, denn alkoholfixierte Idioblasten reagieren in dieser Hinsicht wie lebende. Hat man aber den Inhalt der Zellen mit Klorix entfernt, zeigen sie ihre besondere Farbstoffaffinität nicht mehr.

In verletzten Idioblasten erinnert der angefärbte Inhalt oft an eine zerknautschte Plastiktüte, bei natürlich gealterten Exemplaren in Braun-Gelb. Folgerung: Farbträger ist nicht etwa die Idioblasten-Vakuole (bei verletzten Zellen entleert), sondern der hauchdünne Protoplast, gleichviel ob lebend oder fixiert.

Gerbstoff ist im Spiel

Das gelb-braune Plasma in alten Idioblasten wurde offenbar durch den Vakuoleninhalt denaturiert. Anders als in jungen Zellen konnte

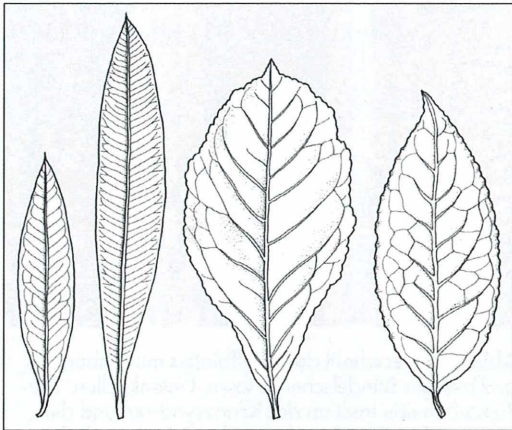


Abb. 8: Blätter von vier Hartlaubgewächsen; von links nach rechts: Olive – Oleander – Zitrone – Lorbeer. Verkleinerung ca. 0,5fach.

der Tonoplast (die innere Membran des Protoplasten) den Saft der Vakuole nicht vom Plasma fernhalten. Es wurde ausgefällt und regelrecht gegerbt – ein Indiz für Gerbstoff-Idioblasten. Bestätigt wird diese Annahme durch deren Form und Lage. *Sind in den Zellvakuolen Gerbstoffe konzentriert, entstehen rundlich gestaltete Gerbstoffzellen* (Kaussmann-Schiewer, 1989; vgl. Abb. 3). Ferner finden wir auch vieleckige Exemplare (etwa im subepidermalen Gewebe) und länglich-schlange Formen im Leitbündelbereich. *Gerbstoffe, Gerbsäuren (...) werden gewöhnlich in langen Schlauchreihen abgelagert, die häufig die Gefäßbündel begleiten*, stellt Haberlandt 1924 fest. Hierzu ergänzt Esau (1963): *Die Gerbstoffe können in einzelnen Zellen oder in speziellen Behältern, den Gerbstoffidioblasten (...) abgelagert sein. (...) In den Zellen tritt der Gerbstoff im Protoplasten auf; er kann aber auch die Wände imprägnieren, wie zum Beispiel im Korkgewebe. Im Protoplasten sind die Gerbstoffe Bestandteile der Vakuolen (...), die oft fein verteilt im Cytoplasma vorliegen und möglicherweise miteinander verschmelzen können. Hinsichtlich ihrer Funktion werden die Gerbstoffe als Substanzen angesehen, die den Protoplasten gegen Austrocknung schützen, Fäulnis hemmen oder die Schädigung durch Tierfraß verhindern sollen.* Es liegt nahe anzunehmen, dass auch bei der

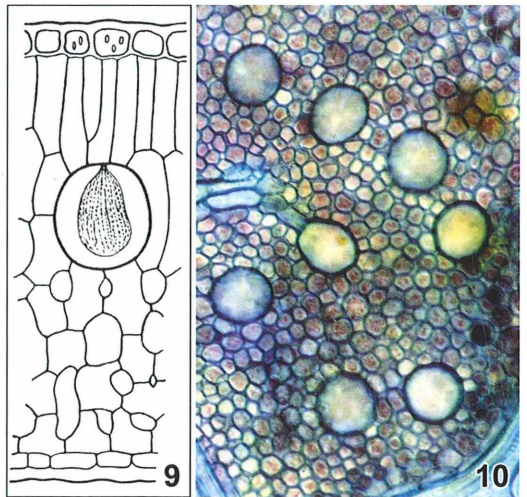


Abb. 9: Querschnitt des Lorbeerblattes mit Exkretbehälter (aus Haberlandt, 1924). – **Abb. 10:** Flächenschnitt des Lorbeerblattes mit mehreren Exkretbehältern. Klorix-Bleichung, AS-Färbung, Jod. Vergr. ca. 190fach.

Krebsschere der Gerbstoffe eine mikrobielle Zersetzung der wichtigen Gaskanäle verhindert. Für Abbildung 3 fertigte Hans Brogmus Flächenschnitte vom Blatt der Krebsschere an und zeichnete sie bei 100facher mikroskopischer Vergrößerung. Der Durchmesser des Bildfeldes beträgt 1,9 Millimeter. Man sieht eine angeschnittene Blattader, Gaskanäle und in deren Wänden Idioblasten. Die normalen Mesophyllzellen enthalten Chloroplasten und Kristalle. Anders als bei einem Foto kann der Zeichner die Darstellung idealisieren und das Wesentliche hervorheben. Es ist mir bei den zahlreichen Flächenschnitten von der Krebsschere nämlich nie gelungen, einen unversehrten Idioblasten direkt in der obersten Fokussierebene zu erhalten.

Kranzzellen – Ein spannender Fall für den Unterricht

Es gibt bekanntlich einen *Typus des Blattbaues*, bei dem die *Leitbündel von einem „Kranz“ von großen Mesophyllzellen umgeben sind, an den sich oft kleinere Mesophyllzellen anschließen*. Dieser anatomische Typ ist eng verbunden mit dem C4-Weg der Photosynthese (Wagenitz, 1996).

Schnepf hat das Kranzsyndrom und die Stärkebildung bei C4-Pflanzen eingehend im MIKRO-KOSMOS behandelt (Schnepf, 2004). Wir können uns daher mit der Feststellung begnügen, dass bei solchen Pflanzen die Photosynthese-Stärke in den Chloroplasten der Kranzzellen, nicht aber in den übrigen (gleichwohl chloroplastenhaltigen!) Mesophyllzellen vorliegt (Abb.

4). Das Markenzeichen der C4-Pflanzen hat seinen Namen natürlich nach Querschnitten erhalten. Auch Flächenschnitte präsentieren ein markantes C4-Logo: stärkehaltige Kranzzellen in langen Kolonnen (Abb. 5)!

Freilich ist der Begriff Kranzzellen nicht gegen Imitationen geschützt – was einen interessanten Ansatz für den Unterricht abgibt. Erkennt ein Schüler im Blattquerschnitt von *Zea mays* das Kranzellensyndrom und schließt auf die C4-Photosynthese, kann er sich mit der Jodfärbung von der Richtigkeit seiner Annahme überzeugen. Wenn er indes dieselbe Schlussfolgerung aus dem ähnlichen Bau des Schilfblattes zieht (Abb. 6), wird er über das Ergebnis des Stärkenachweises nicht schlecht staunen. Das Mesophyll erscheint nämlich dunkel gefärbt und ist mithin stärkehaltig. In den Kranzzellen sind nur wenige (kleine) Chloroplasten zu erkennen und machen eine klare Diagnose anhand von Querschnitten schwer. Es bietet sich daher an, ungefärbte *Phragmites*- und *Zea*-Flächenschnitte als Untersuchungsmaterial zur Verfügung zu stellen und diese mit Jod anfärben zu lassen (Abb. 7, aber andere Färbung). Beim Schilf bleiben die Kranzzellen der Bündelscheiden hell (also stärkefrei) – ganz im Unterschied zu den dunklen Kolonnen des Maisblattes. Die Mesophyllzellen des Schilfs färben sich nach Jodzusatz flächendeckend dunkel, im klar erkennbaren Gegensatz zum Maisblatt!

Viermal Hartlaub

Zur Anfertigung von Flächenschnitten bieten sich relativ feste und starke Blätter besonders an. So wählte ich vier Hartlaubgewächse von

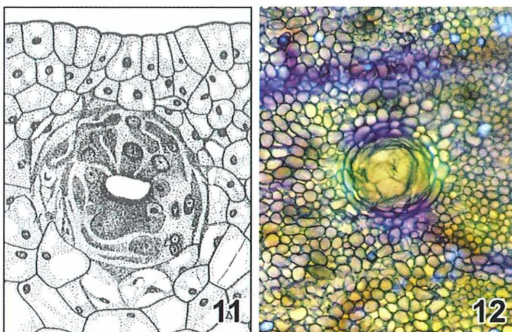


Abb. 11: Querschnitt durch einen lysigenen Exkretbehälter (jung) bei *Citrus medica* (aus Kausmann-Schiewer, 1989). – **Abb. 12:** Flächenschnitt des Zitronenblattes mit Exkretdrüse im Palisadengewebe. Klörx-Bleichung, AS-Färbung. Vergr. ca. 100fach.

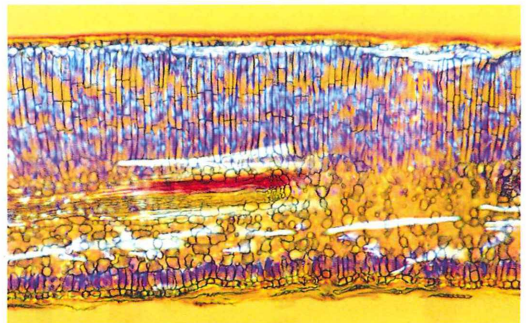


Abb. 13: Querschnitt des Olivenblattes; im polarisierten Licht leuchten die Sklereiden weiß auf. Vergr. ca. 70fach.

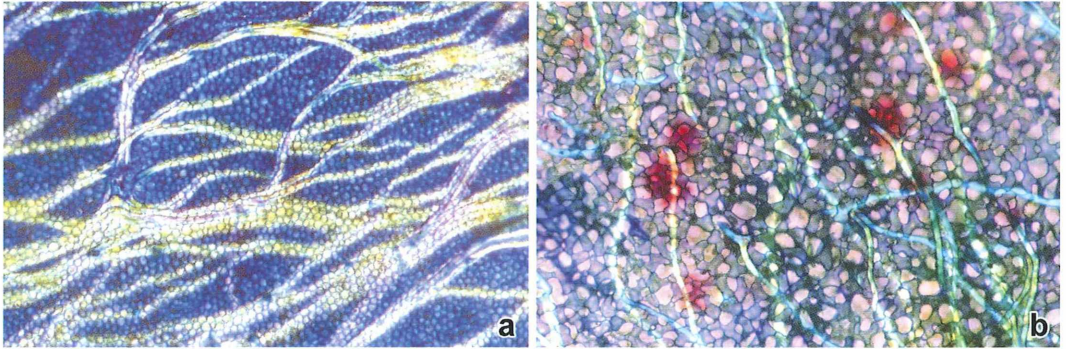


Abb. 14: Flächenschnitt des Olivenblattes mit Sklereiden. a Palisadengewebe, b Schwammgewebe; polarisiertes Licht. Vergr. ca. 70fach.

der häuslichen Terrasse für weitere Untersuchungen (Abb. 8). Alle Arten weisen in ihren Blättern bemerkenswerte Baumerkmale auf. Bei Zitrone und Lorbeer sind es unterschiedliche Exkretbehälter, bei der Olive spezielle Faserzellen, beim Oleanderblatt schließlich besonders angeordnete Spaltöffnungen.

Vor über 100 Jahren, also zur Gründungszeit des MIKROKOSMOS, war im *Strasburger* noch viel Raum für eine ausführliche Würdigung dieser wohlbekannten Arten, zum Teil mit farbigen Abbildungen. Es macht Freude, aus der altherwürdigen Quelle im Jugendstil-Einband zu schöpfen: Die Lauraceen (Lorbeergewächse) sind aromatische Bäume oder Sträucher mit ganzrandigen Blättern von meist mehrjähriger Dauer. Aus der Steinfrucht des immergrünen Lorbeerbaums gewinnt (oder gewann?) man am Gardasee Öl. Offizinell (arzneilich) sind Fructus Lauri und Oleum Lauri (*Strasburger*, 1905). Wie

ein Blattquerschnitt zeigt (Abb. 9), bilden sich die Öltröpfchen in einer beutelförmigen Ausstülpung der Zellwand, die in das Lumen der Zelle hineinragt. Freilich ist das kurzgestielte Näpfchen, woran die Blase mit dem Öl sitzt, beim Lorbeer *von ganz besonderer Kleinheit* (wie *Haberlandt* 1924 feststellt). Flächenansichten zeigen nach Bleichung mit Klorix leere (angeschnittene) und gefüllte (tiefere) Ölzellen. Sie liegen sowohl im Palisadengewebe (Abb. 10) als auch im Schwammgewebe des Blattes und sind deutlich größer als deren Zellen.

Da und dort Exkretblätter

Auch die Zitrone besitzt Exkretbehälter; sie enthalten ein ätherisches Öl. Abbildung 11 zeigt die Entstehung eines lysigenen Exkretbehälters bei *Citrus medica*. Diese Gebilde stel-

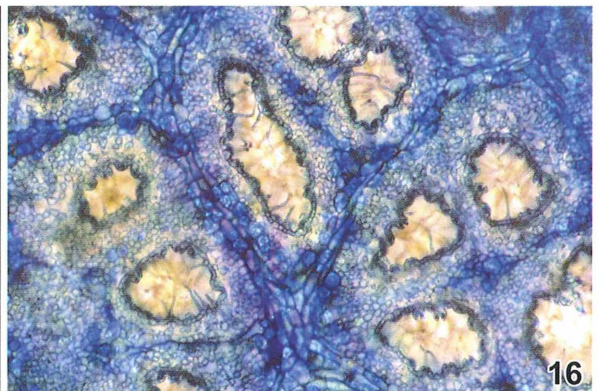
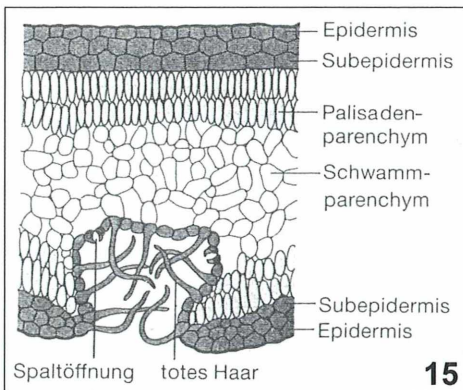


Abb. 15: Blattquerschnitt des Oleanders mit eingesenktem Stoma (aus Lüttge et. al., 1989). –

Abb. 16: Flächenschnitt des Oleanderblattes, Blick vom Blattinneren auf die Stomata-Höhlen. Entlang den Blattoberflächen Kristalle. Vergr. ca. 75fach.

len unregelmäßige Hohlräume im Gewebe dar. Soweit sie Öl oder Harz führen, gehen sie aus Zellgruppen hervor, in denen diese Stoffe entstanden sind und deren Wände allmählich aufgelöst wurden (Strasburger, 1905). Reste der abgebauten Zellwände erkennt man am Innenrand der Behälter (im Gegensatz zu der glattwandigen Exkretzelle des Lorbeers). Auf dem Flächenschnitt (Abb. 12) liegt der Behälter im Palisadengewebe. Man erkennt verschiedene Blattadern sowie – besonders deutlich im polarisierten Licht – einige Kristalle.

Das Öl der Olive gewinnt man aus dem fleischigen Exokarp (Außenhülle der Frucht) und dem Endosperm des Samens; officinell ist dies *Oleum Olivarum* (Strasburger, 1905). Uns interessieren die lanzettlichen dunkelgrünen, unterseits graugrünen, einfachen und ganzrandigen Blätter, welche ihre derbe Beschaffenheit einer besonderen Aussteifungseinrichtung verdanken (Haberlandt, 1924). Wir finden im Chlorophyllparenchym der Blätter Sklereiden (meist tote Zelle mit stark verdickten Wänden [Wagenitz 1996]) als vielarmig verzweigte Astrosklereiden, deren einzelne Arme prosenchymatisch zugespitzt sind. Auf Querschnitten (Abb. 13) ziehen sie (bei polarisiertem Licht) wie zarte Nebelschwaden durch die einzelnen Gewebelagen. Dagegen tritt ihre Verstärkungsfunktion auf Flächenschnitten deutlicher zutage (Abb. 14a und b).

Das Blatt des Oleanders schließlich präsentiert einen ausgeprägten Verdunstungsschutz. Bei diesem Xerophyten sind die Schließzellen versenkt und liegen in einer mit Haaren ausgekleideten Vertiefung (Abb. 15, Querschnitt). Der

betreffende Hohlraum kann als gemeinsame äußere Atemhöhle der zahlreichen Spaltöffnungen aufgefasst werden, die in seiner Wand liegen (Haberlandt, 1924). Flächenansichten zeigen ihre vielfältigen Konturen und vermitteln einen Eindruck von ihrer Zahl und Anordnung in den Intercostalfeldern (Abb. 16). Einen Blick von außen auf die untere Epidermis bot bereits ein Titelbild des MIKROKOSMOS (Präparat von Otto Reuter; Lühje 1996). Flächenschnitte mit Blick vom Blattinneren auf die Atemhöhlen lassen Blattadern und Kristalle vergleichsweise stärker hervortreten. In der Höhlenwandung sind bei starker Vergrößerung die einzelnen Spaltöffnungen klar auszumachen.

Zur Aufnahmetechnik

Auch mithilfe meiner instrumentalen Improvisationen gelingen Flächenschnitte nicht serienmäßig. Aber in einer größeren Zahl finden sich auch solche, welche den gewünschten Ausschnitt bieten. Er misst (für eine Kleinbildaufnahme) an seiner Längsseite ungefähr 3,2 Millimeter beim 4x-Objektiv, 1,3 Millimeter beim 10x-Objektiv, 0,65 Millimeter beim 20x-Objektiv und 0,32 Millimeter beim 40x-Objektiv. Ein ausgewogenes Verhältnis zwischen Überblick und Detail bieten nach meiner Einschätzung Aufnahmen wie Abb. 17 (mit 10x- und 20x-Optik inklusive 1,25facher oder 1,5facher Nachvergrößerung).

Flächenschnitte meiner Fertigung sind dicker als Querschnitte. Im Allgemeinen bleiche ich sie daher mit Klorix und färbe sie für eine erste Untersuchung mit A(strablau)-S(afranin) oder auch Direkttief-schwarz-Pontacylkarmin. Für die Konservierung lege ich sie in Brennspiritus-Verdünnung, wobei das AS-Material längerfristig nur noch sein A(strablau) bewahrt. Im Schnittmaterial wird das Licht relativ stark gestreut; die Belichtung mit der Messautomatik (analoge OM-Kameras) liefert oft zu flauere Bilder. Sehr hilfreich wirkt die Absenkung des Kondensors.

Gerne benutze ich polarisiertes Licht mit Zwischenobjekten, nicht nur der Farbspiele wegen, sondern weil sich so beispielsweise für das astrablau Material ein günstiges Umfeld – etwa in Gelbtönen – erzielen lässt. Nachfärbung mit Jodlösung kräftigt die Konturen der Zellwände. So hat schon manches Blatt ein unvermutet reizvolles Innenleben offenbart.

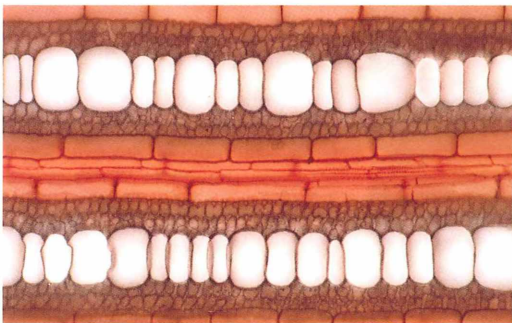


Abb. 17: Flächenschnitt des Schilfblattes; Direkttief-schwarz/Pontacylkarmin-Safranin. Die Reihen der Gelenkzellen dominieren das Bild. Sie führen dazu, dass das Blatt sich bei Wassermangel der Länge nach einrollt. Vergr. ca. 125fach.

Dank

Hans Brogmus (Bielefeld) fertigte in bewährter Zusammenarbeit die Zeichnungen der Schneidehilfen, des Krebscheren-Flächenschnittes sowie der vier Hartlaubblätter an.

Literaturhinweise

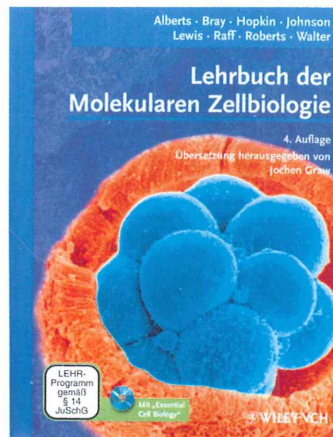
- Brogmus, H., Lühje, E., Reuter, O.: Dreimal *Fucus vesiculosus*. Mikrokosmos 89, 201–206 (2000).
 Esau, K.: Pflanzenanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.
 Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, 6. Auflage. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig 1924.
 Heß, D.: Pflanzenphysiologie, 6. Auflage. Ulmer, Stuttgart 1979.
 Kaussmann-Schiewer: Funktionelle Morphologie und Anatomie der Pflanzen. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1989.
 Kremer, B. P.: Mikroskopieren ganz einfach. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart 2011.

- Lühje, E.: Ein (Oliven-)Blatt aus sommerlichen Tagen. Mikrokosmos 85, 201–205 (1996).
 Lühje, E.: Schnittmuster für Musterschnitte. 2. Flächenpräparate. Mikrokosmos 85, 310–316 (1996).
 Lühje, E.: Kristalle in Laubblättern – Botanische Juwelen sichtbar gemacht. Mikrokosmos 90, 181–184 (2001).
 Lühje, E.: Krebscherereien und Algentümlisches – Mit Giemsa auf der Suche nach Aufwuchsalgen. Mikrokosmos 101, 129–136 (2012).
 Lüttge, U., Kluge, M., Bauer, G.: Botanik. VCH Verlagsgesellschaft, Weinheim 1989.
 Schnepf, E.: Position und Funktion von Plastiden – Teil 1: Das Kranzsyndrom und die Stärkebildung bei C4-Pflanzen. Mikrokosmos 93, 65–73 (2004).
 Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik, 7. Auflage. Verlag von Gustav Fischer, Jena 1905.
 Wagenitz, G.: Wörterbuch der Botanik. Gustav Fischer Verlag, Jena 1996.
 Wanner, G.: Mikroskopisch-Botanisches Praktikum. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2004.

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

Buchbesprechung

Alberts, B., Bray, D., Hopkin, K., Johnson, A., Lewis, J., Raff, M., Roberts, K., Walter, P.: Lehrbuch der Molekularen Zellbiologie, 4. Auflage. Wiley-VCH Verlag, Weinheim 2012, broschiert, 980 Seiten, 875 meist farbige Abbildungen, 40 Tabellen, € 72,90, ISBN 978-3-527-32824-6.



Seiten dicke Werk ist nicht wirklich „klein“, aber in diesem umfangreichen Wissensgebiet bringt es einen breiten Überblick, ohne zu tief ins Detail zu gehen. Das klare Konzept mit vielen aufschlussreichen Abbildungen, Zusammenfassungen und Lernfragen ist erhalten geblieben. Eine erfreuliche Neuerung ist die beigefügte DVD *Essential Cell Biology*, die neben den digitalen Versionen der Abbildungen (z.B. auch als PowerPoint-Datei) über 130 Videoclips (englische Kommentare) und Animationen enthält. Dies ist zum einen sehr hilfreich für die Erstellung eigener Präsentationen und zum anderen macht das Ausprobieren der interaktiven Elemente und Anschauen der Videos Spaß.

Renate Radek, Berlin

Der „kleine Alberts“ ist ein Standardwerk der Zellbiologie, der nun zur Freude seiner Benutzer in der vierten, vollständig überarbeiteten Auflage erschienen ist. Er sollte jedem ein Begriff sein, der sich mit der Biologie der Zelle beschäftigen möchte. Geeignet ist er

insbesondere für Studenten der Biologie und Medizin, kann aber auch im Unterricht der Oberstufe eingesetzt werden. Das fast 1000

Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

Wie Früchte aufspringen und Samen entlassen

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

Früchte kann man in zwei Typen einteilen: Schließfrüchte und Öffnungsfrüchte. Während die Ersteren ihre Samen eingeschlossen tragen, abfallen und als Ganzes verbreitet werden – der Apfel zum Beispiel –, bleiben die Letzteren oft an der Mutterpflanze, öffnen sich und lassen die Samen als Verbreitungskörper frei. In dieser Gruppe haben sie mehrere Typen und Öffnungsmechanismen entwickelt.

Die Botaniker unterscheiden vier Bau- und Öffnungsformen, die in Abbildung 1 schematisch zusammengestellt und in Abbildung 2 mit Fotos verdeutlicht sind: Balg – Hülse – Schote – Kapsel. All diese öffnen sich entlang so genannter Nahten. Das sind langgezogene, meist verdickte Randstrukturen, zwischen denen sich beim Austrocknen ein Schlitz bildet.

Die einfachste und ursprünglichste Form ist der Balg, wie er etwa für die Hahnenfußgewächse typisch ist, so beim häufigen Scharfen Hahnenfuß *Ranunculus acris*. Nach dem Abfall der Blütenblätter sieht man viele köpfchenförmig zusammenstehende Fruchtblätter, von denen jedes einzelne zu einer Balgfrucht auswächst. Die ausgereifte Balgfrucht öffnet sich über eine einzige Naht auf der Bauchseite (Bauchnaht). Der Schlitz verbreitert sich insbesondere in der Mitte, und die Samen können dann herausfallen oder über Windbewegungen – und schließlich auch von Regentropfen wie bei der Sumpfdotterblume *Caltha palustris* – herausgeschleudert werden.

Ganz ähnlich wie ein Balg entwickelt sich auch eine Hülse aus einem einzelnen, freistehenden Fruchtblatt. Der Begriff Hülsenfrüchte ist ja sehr bekannt; solche Früchte produzieren vor allem die Schmetterlingsblütler, darunter die allbekannte Erbse *Pisum sativum*. Eine Hülse besitzt zwei Nahten, eine Bauch- und eine Rückennaht. Meist reißen diese beim Auftrocknen gleichzeitig und oft blitzartig auf, wobei sich die beiden Hülsehälften verdrillen und bereits dadurch einen Gutteil der Samen ausschleudern. So arbeitet etwa die Saat-Platterbse *Lathyrus sativus*.

Einen ähnlichen Eindruck wie die Hülse macht auch die reife Schote, doch gibt es einen wichtigen Unterschied: Jede Schote besteht aus zwei,

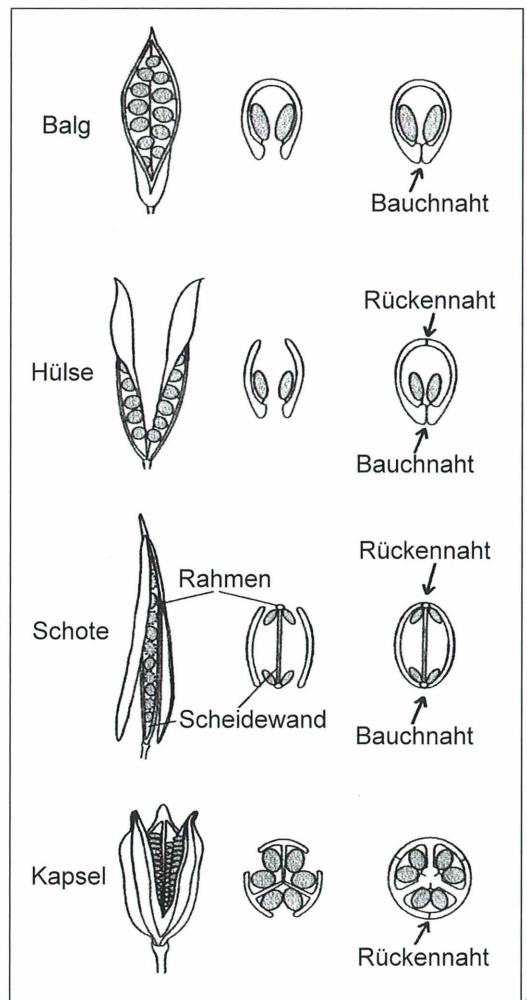


Abb. 1: Die unterschiedlichen Öffnungsfrüchte (nach Lüttig und Kasten, 2003).

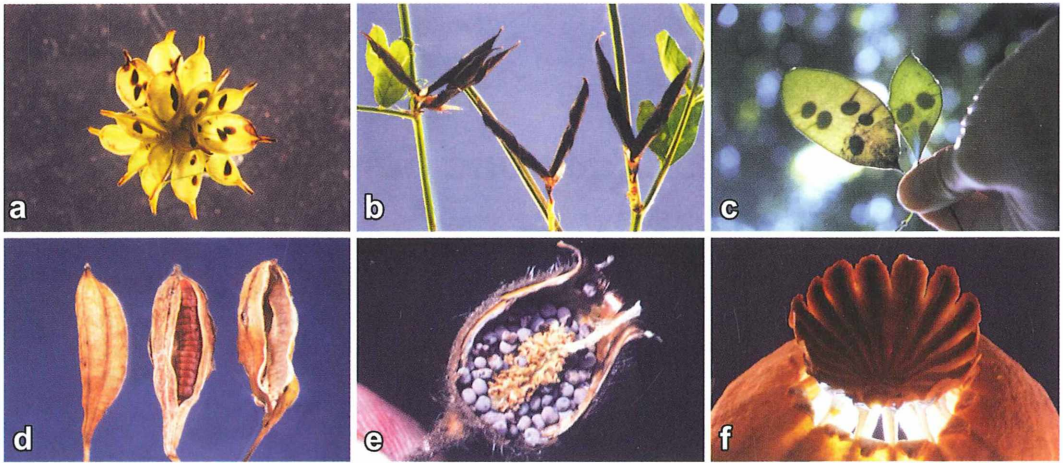


Abb. 2: Beispiele für Öffnungsfrüchte. **a** Reife Balgfrüchte der Sumpfdotterblume *Caltha palustris*. **b** Aufgesprungene Hülsen der Saat-Platterbse *Lathyrus sativus*. **c** Unreife Schote des Silberblatts *Lunaria rediviva*. **d** Spaltkapseln der Wasserschwertlilie *Iris pseudacorus*. **e** Zahnkapsel der Roten Lichtnelke *Silene dioica*, mit Samen. **f** Porenkapsel des Schlafmohns *Papaver somniferum*, von innen beleuchtet.

bauch- und rückenseitig miteinander zu Nahten verwachsenen Fruchtblättern (Fruchtklappen). Die Schotenfrucht ist typisch für Kreuzblütler. Wenn sich beim Austrocknen die Klappen voneinander lösen, bleibt meist in einem Rahmen eine Scheidewand stehen, und hier hängen die Samen. Besonders auffallend ist das Silberblatt *Lunaria rediviva*, eine Pflanze feuchter Schluchtwälder, die aber auch gerne angepflanzt wird. Seine etwas längliche, eurogroße Scheidewand glänzt hell im Gegenlicht. Schließlich wäre die komplizierteste Schließfrucht zu nennen, die Kapsel. Sie bildet sich als Verwachsungsprodukt des Fruchtknotens und öffnet sich als Spaltkapsel längs ihrer Verwachsungslinien, etwa bei den Schwertlilien, Gat-

tung *Iris*. Sie kann sich aber auch mit Zähnchen öffnen (Zahnkapsel, etwa bei der Roten Lichtnelke *Silene dioica*) oder mit einem abspringenden Deckel (Deckelkapsel, z.B. Ackergauchheil *Anagallis arvensis*). Kapseln können gefächert sein, wenn bereits der Fruchtknoten gefächert angelegt war, etwa bei den bekannten Kapseln des Mohns, Gattung *Papaver*. Diese öffnet sich über lochartige Poren (Porenkapsel).

Wenn die Mohnkapseln auf ausgetrockneten Stängeln im Wind schwanken, ist über ihren Porenkranz offensichtlich für ein langanhaltendes, gleichmäßiges Ausstreuen der Mohnkörner gesorgt. In den frühen Zwanziger Jahren hat sich R. H. Francé (derselbe, der im Jahr 1907 den MIKROKOSMOS gegründet hatte) jedenfalls einen Salzstreuer nach dem Vorbild der Mohnkapsel patentieren lassen, mit dem die Salzkörnerchen besonders gleichmäßig ausgestreut werden können (Abb. 3).

Literaturhinweise

- Francé, R. H.: Die Pflanze als Erfinder. 12. Auflage. Franckh, Stuttgart 1920.
Lüttig, A., Kasten, J.: Hagebutte & Co. Blüten, Früchte und Ausbreitung europäischer Pflanzen. Fauna Verlag, Nottuln 2003.

Verfasser: Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall und Dr. rer. nat. Alfred Wisser, Außenstelle Technische Biologie und Bionik der Akademie der Wissenschaften Mainz und FB 8, Biowissenschaften, der Universität des Saarlands.

Postanschrift: Postfach 151150, 66041 Saarbrücken, E-Mail: a.wisser@mx.uni-saarland.de

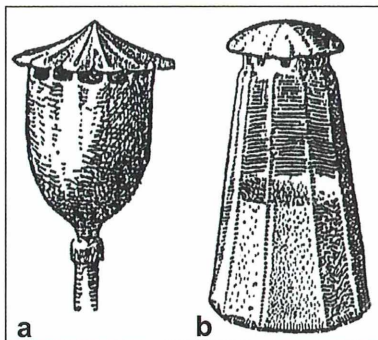


Abb. 3: Francés Zeichnungen einer Mohnkapsel (**a**) und eines Mohnkapsel-Salzstreuers (**b**) aus dem Jahr 1920.

Aufbereiten von Mikrotom-Messern

Teil 3: Einmalklingen und Messer-Montage

Gerhard Zimmert

In diesem dritten Teil zum Thema Mikrotom-Messer beschreibe ich zwei noch unbehandelte Aspekte, die Einmalklingen und ihre Halter sowie die richtige Montage des Messers am Mikrotom. Die ersten beiden Artikel behandelten die Grundlagen beziehungsweise die Aufbereitung der klassischen Mikrotom-Messer und die benötigten Hilfsmittel (Zimmert, 2012a, b).

Man kann davon ausgehen, dass heute mindestens Zweidrittel aller Schnitte mit Einmalklingen angefertigt werden, und dass der Kreis der Anhänger der klassischen Mikrotom-Messer immer kleiner wird. Das gilt natürlich vor allem für den professionellen Bereich. Aber auch die Mehrzahl der mir bekannten Amateur-Mikroskopiker greift bevorzugt zur Einmalklinge, da sie vom Aufwand der Messer-Aufbereitung abgeschreckt werden oder nicht wissen, wie diese durchzuführen ist.

Einmalklingen

Neben den Mikrotom-Messern der vier Typen A bis D und zusätzlich verfügbaren Mikrotom-Messern mit Hartmetallklingen gibt es von den unterschiedlichen Herstellern die so genannten Einmalklingen (z.B. Feather, Leica Mikrosysteme, Sakura). Um sie verwenden zu können, benötigt man aber auf jeden Fall einen speziellen Klingenhalter für Einmalklingen – englischsprachig als „disposable microtome blade holder“ bezeichnet – und je nachdem, mit welchem Mikrotom geschnitten werden soll, können es auch die verschiedensten Klingenhalter sein, welche man benötigt. Einmalklingen werden überall dort eingesetzt, wo Personalkosten ein Thema sind oder ein schneller Einsatz von Nöten ist. Ich verwende die Einmalklingen vor allem an meinen Handmikrotomen, auf Reisen und für Probeschnitte, um ein Gefühl dafür zu bekommen, was mich bei einem Schnitt erwartet.

Während es bei Leica Mikrosysteme nur drei Typen gibt (low profile disposable blade 819, high profile disposable blade 818 und die Einmalklingen mit Hartmetallschneide H45L), sind mir von Feather acht Typen bekannt. Dies sind die R 35 (Routine-Klingen für den allgemeinen Einsatz), für den Cryo-Einsatz gibt es S 35 (fine), S 22 (super fine) und C 35 (thin) und für das Schneiden von Paraffinblöcken stehen A 35 (thin) in 80 mm Länge, S 35 L in 120 mm Länge und S 35 LL in 180 mm Länge zur Verfügung.

Der Vorteil von Einmalklingen ist, dass die Aufbereitungszeit nach bzw. vor dem Einsatz entfällt (zumindest theoretisch) und sie durch das geringe Packmaß überall hin mitgenommen werden können. Der Nachteil sind die hohen Kosten der Einmalklingen (der Durchschnittspreis meiner, in den letzten drei Jahren er-

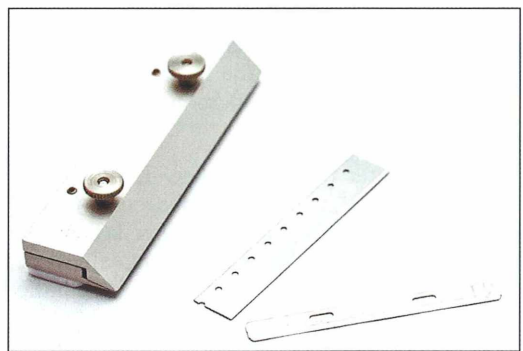


Abb. 1: SHK-Klingenhalter für Einmalklingen des Typs „high“ oder „low profile“. Abgebildet ist die lange Version.

standenen Klingen liegt bei ca. 2,- €/Stück). Klingenhalter schlagen mit ca. 50,- € (SHK-Klingenhalter; Abb. 1) und deutlich über 1.000,- € (Reichert/Jung/Leitz Messerhalteblock) für das Rotationsmikrotom zu Buche. Ein weiterer technischer Nachteil ist, dass die Standardklingen nicht die Schärfe eines C-Messers und schon gar nicht die eines B- oder A-Messers aufweisen.

Die Bezeichnung Einmalklinge kommt zum Glück nicht von einer nur einmaligen Verwendung, sondern daher, dass diese Messer nicht aufbereitet werden können. Die Standzeit der Einmalklingen hängt erstens von der Härte des zu schneidenden Objekts, zweitens von den Ansprüchen, die man bezüglich der Schnittqualität ansetzt und drittens natürlich vom Messertyp ab. Einmalklingen mit einer Hartmetallschneide (Leica Mikrosysteme) haben eine längere Lebensdauer.

An Hand von drei Praxisbeispielen möchte ich die zu erwartende Standzeit der von mir standardmäßig verwendeten Leica 818 Klingen vermitteln:

1. Beim Stängel einer Primel, eingespannt mit Holundermark, liegt die Standzeit ohne sichtbare Qualitätsveränderung der Schnitte bei über 80 Schnitten.
2. Ein anderer Teil des gleichen Stängels der Primel, aber eingespannt mit dem Kunststoff, in dem das Suppengrün (Suppengemüse, Wurzelwerk) geliefert wird, führt zu einer Halbierung der Standzeit. Meine Erkenntnis: Der Kunststoff kostet mehr Schneide als das Holundermark.
3. Ein freistehend in der Mikrotom-Klemme eingespannter, etwa 7 mm dicker Ast einer Eiche, fixiert in einer Lösung nach Prof. Schweingruber und in Essigsäure aufgekocht, um das Material besser schneidbar zu machen, reduziert die Leistung einer Einmalklinge auf 20 bis 30 Schnitte ohne Qualitätsverschlechterung.

Ich habe weiter oben bezüglich der Aufbereitung vermerkt: „zumindest theoretisch“. Der Grund ist, dass ich Mikroskopiker kenne, die Einmalklingen vor der Anwendung abziehen, um eine höhere Schärfe zu erreichen. Mit unbearbeiteten Einmalklingen funktioniert der beschriebene Haartest (Zimmert, 2012a) nicht. In Ermangelung einer entsprechenden Abziehvorrichtung habe ich das Aufbereiten aber noch nicht selbst versucht.

Bei den Einmalklingen gibt es zwei unterschiedliche Breiten: 8 und 15 mm (Standardklingen). Es kommt auf den Messerhalter an, ob man beide oder nur eine der beiden Breiten einsetzen kann. Abbildung 1 zeigt einen SHK-Klingenhalter, den es in zwei Längen gibt. Die abgebildete, längere Version ist für das AO-900 Mikrotom oder baugleiche Auflageplatten optimiert.

Die Standardversion des SHK-Klingenhalters ist 80 mm lang; er ist an die 80 mm Klingen angepasst. Sie werden über die gesamte Länge vom Halter geführt und haben dadurch die ideale Schnittstabilität. In den SHK-Klingenhalter können beide Klingenarten eingesetzt werden, die „high“ und die „low profile blades“. Die 120 mm lange Ausführung des SHK-Klingenhalters kann wahlweise mit den 120 mm von Feather oder mit allen 80 mm Klingen betrieben werden. Da ich bei meinen Handmikrotomen und beim AO-900 die Auflagefläche vergrößert habe, bevorzuge ich die lange Ausführung des SHK-Klingenhalters. Diese Kombination ermöglicht eine höhere Schnittgenauigkeit und damit sind wiederum dünnere Schnitte möglich.

Einmalklingen im Einsatz

Die Anwendung der Einmalklingen beschreibe ich im Folgenden, beginnend mit dem Handmikrotom, setze mit dem AO-900 Mikrotom fort und gehe dann zu den Standmikrotomen über. Das AO-900 stellt für mich eine Zwischenlösung dar. Es ist auf der einen Seite transportabel und bietet auf der anderen Seite eine hohe Schnittsicherheit, auch bei Schnitten bis in den Bereich von unter 0,02 mm, und

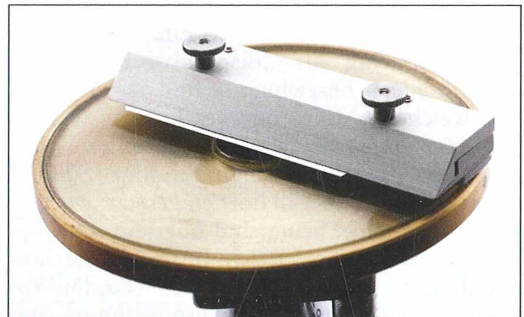


Abb. 2: Handmikrotom mit SHK-Klingenhalter in der Schneideposition.

es können kleine Paraffin- oder Polyethylen-glykol-(PEG-)Blöcke eingespannt und geschnitten werden.

Das Handmikrotom (Abb. 2) wurde von mir leicht modifiziert, um einen längeren ziehenden Schnitt bei verholzten Geweben ausführen zu können. Dazu wurde die originale 80 mm Auflagefläche durch einen Eigenbau mit 120 mm Durchmesser ersetzt. Auf der Auflagefläche befindet sich die lange Ausführung des SHK-Klingenhalters mit einer „low profile blade“ von Leica Mikrosysteme. Der Klingenhalter liegt in jener Position auf der Glasfläche, in der ich ihn einsetze, um Pflanzenmaterial mit einem ziehenden Schnitt zu schneiden. Beim Einsatz des Handmikrotoms ziehe ich den Klingenhalter von links nach rechts, dabei bewegt sich das Messer beim Schneiden auf mich zu. Ich halte dabei den Klingenhalter mit beiden Händen. Um das bei einem Handmikrotom bewerkstelligen zu können, wurde eine Halterung gebaut, die es ermöglicht, das Handmikrotom auf dem

Tisch oder im Auto anzuschrauben (Abb. 3). Der Messerhalter regelt die Stellung der Klinge und gibt so die Inklination vor. Die Deklination müssen Sie am Handmikrotom durch entsprechende Positionierung des Einmalklingenhalters selbst regeln.

Das hier für das Handmikrotom Gesagte gilt auch für das AO-900. Die Unterschiede sind die standardmäßige Fixiermöglichkeit des AO-900 auf der Tischplatte, der Minischraubstock zum Befestigen der zu schneidenden Objekte und vor allem der viel genauere Höhenvorschub (Abb. 4). Letzteren muss man übrigens beim Handmikrotom und beim AO-900 manuell nach jedem Schnitt entsprechend einstellen, abhängig von der benötigten Schnittdicke. Das ist der Hauptvorteil bei den Standmikrotomen, denn bei diesen erfolgt der Vorschub nach jedem Schnitt automatisch und zwar entsprechend des vor dem Schneiden eingestellten Wertes. Natürlich darf man die Wiederholgenauigkeit bezüglich der Schnittstärke und die Möglichkeit, viel leichter dünnere Schnitte anfertigen zu können, nicht vernachlässigen.

Um Einmalklingen auch in meinen Mikrotomen einsetzen zu können, habe ich mir mehrere unterschiedlich lange Halter für Einmalklingen gebaut (Abb. 5 und 6). So kann ich beide Klingentypen (low und high profile) einsetzen. Mittlerweile kenne ich die Einmalklingenhalter der Firma Feather und würde keine Zeit mehr in den Bau einer Halterung investieren. Entscheidend für mich ist jedoch, dass

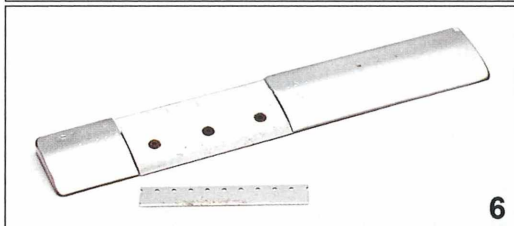
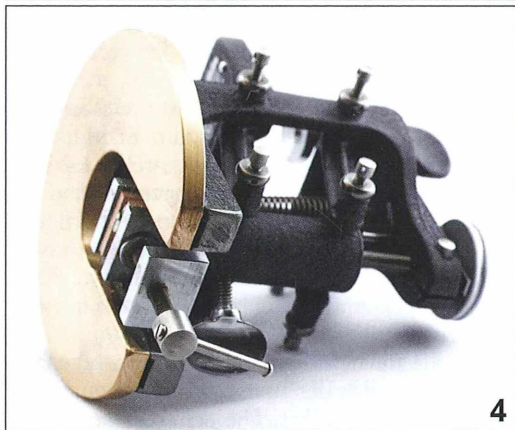
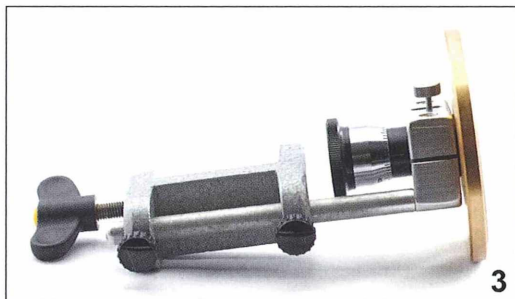


Abb. 3: Halterung, um das Handmikrotom auf einer Arbeitsplatte festschrauben zu können. Somit hat man beide Hände für das Führen der Klinge frei. –

Abb. 4: AO-900 Tischmikrotom mit umgebauter Messerauflage.

Abb. 5: Zwei Messerhalter (Eigenbau) mit einer „high“ und einer „low profile blade“-Klinge. –

Abb. 6: Leitz Einmalklingen-Messerhalteblock für das Rotationsmikrotom.

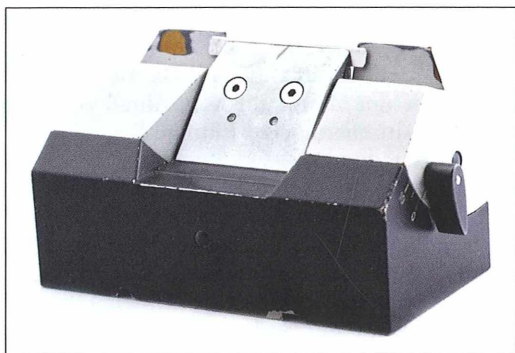


Abb. 7: Einmalklingenhalter lang (Eigenbau) für das Leitz Rotationsmikrotom.



Abb. 8: Neaplerklemme des Jung HN-40 Schlittenmikrotoms mit Skala für die Einstellung von Freiwinkel/Inklination.

ich heute die Einmalklingen auf meinen drei Mikrotomen uneingeschränkt einsetzen kann, speziell, um mir rasch einen Überblick zu verschaffen. Für die finalen Schnitte ziehe ich das Arbeiten mit den Mikrotom-Messern vor. Eine spezielle Art des Einmalklingenhalters möchte ich noch in der Abbildung 7 vorstellen. Stellvertretend für vergleichbare Modelle anderer Hersteller zeigt sie einen Messerhalteblock von Leitz für das Rotationsmikrotom. Für die Verwendung von Einmalklingen wird der gesamte Messerhalteblock getauscht, der auch über eine Schnellwechseinheit für Einmalklingen verfügt. Mit diesem Messerhalteblock können nur Einmalklingen des Typs „low profile“ eingesetzt werden. Gerade in Labors und Krankenhäusern sind derartige Messerhalteblöcke für den Einsatz von Einmalklingen häufig auf dem Mikrotom zu finden, und die klassischen Messer gehören in diesem Bereich eindeutig der Vergangenheit an.

Die richtige Montage eines Mikrotom-Messers

Ich besitze neben den Handmikrotomen und einem AO-900 Klemm-Mikrotom drei unterschiedliche Standmikrotome (Jung Schlittenmikrotom HN-40, Leitz Grundschlittenmikrotom 1300, Leitz Rotationsmikrotom 1515). Der Unterschied liegt im Anwendungsgebiet und in der realistisch erzielbaren minimalen Schnittdicke. Die Montage der Mikrotom-Messer unterliegt bei allen Standmikrotomen denselben Gesetzmäßigkeiten, auch wenn sie sich im Detail beim Einspannen der Mikrotom-Messer unterscheiden. So haben beispielsweise

die beiden Leitz Mikrotome eine Zweipunktspannung, das Mikrotom-Messer wird dabei auf beiden Seiten gespannt, während das HN-40 über eine Einpunktspannung verfügt (Abb. 8), bei der das Mikrotom-Messer damit außermittig montiert wird. Die richtige Montage des Mikrotom-Messers in der Einspannvorrichtung eines Mikrotoms setzt bei allen drei den flächigen Anschlag des Messers in der Klemme und die Einstellung des richtigen Freiwinkels (und damit verbunden der Inklination) voraus. Erst nach der Einstellung des Freiwinkels wird das Messer mit der/den Montageschraube/n in dieser Position fixiert.

Achtung: Beim Einspannen des Mikrotom-Messers und beim Schneiden darf unter keinen Umständen der Sicherheitsaspekt vernachlässigt werden!

Die Einstellwinkel der Mikrotom-Messer und Einmalklingen, die Schlüssel zum Erfolg, werden direkt am Mikrotom eingestellt. Es sind dies der Freiwinkel, mit diesem verbunden die Inklination sowie die Deklination. Es wird also das Messer durch Verstellung des gesamten Messerblocks (z.B. der in Abbildung 8 gezeigten Neaplerklemme beim Jung HN-40) in Position gebracht.

Durch die Einstellung der Inklination (γ) (Abb. 9) verändert sich der Freiwinkel der Schneidenfläche und umgekehrt. Die Schneide sollte nur mit der Keilspitze am zu schneidenden Objekt anliegen und nicht mit der gesamten Schneidenfläche, denn nur so erhält man den geringsten Widerstand beim Eindringen in das Objekt. Der Freiwinkel (α) ist jener Winkel, der

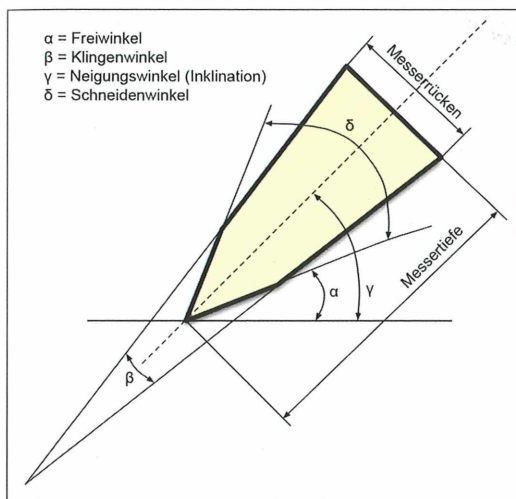


Abb. 9: Erklärung der verschiedenen Winkeltypen eines Mikrotom-Messers in Seitenansicht.

sich zwischen der Oberfläche des zu schneidenden Objekts und der Oberfläche des Schneidenkeils ergibt (Abb. 9). Der Freiwinkel ist sehr kritisch, eine falsche Einstellung führt zu rissigen, gestauchten oder eingerollten Schnitten. Wenn eingebettet geschnitten wird, zum Beispiel in Form von Paraffinblöckchen, kann zusätzlich das Problem auftreten, dass sich die Schnitte nicht zum Schnittband aneinanderreihen.

Zur richtigen Montage eines Mikrotom-Messers machen manche Hersteller (z. B. Jung) eine Angabe in der Bedienungsanleitung, welche Einstellung auf der Skala empfohlen wird, andere nicht. Solche Angaben sind aber nur dann unmittelbar anwendbar, wenn es sich um Mikrotom und Messer der gleichen Generation und des gleichen Herstellers handelt. Spanne ich zum Beispiel ein derartiges C-Messer am Jung HN-40 ein, habe ich den richtigen Freiwinkel, wenn die Skala 0 anzeigt. Im Lauf der Jahre haben sich Messerlänge und Rückenbreite verändert (Rückenbreite z. B. 9, 10, 12 oder 13 mm), so dass die Nullstellung nicht immer passt. Sind keine Herstellerangaben verfügbar, muss man Freiwinkel/Inklination selbst austesten. Wird ein Messer häufig geschliffen, verändert sich – auch bei einem ursprünglich passenden Messer – seine Geometrie und man kann in solchen Fällen die Skala nur mehr als Richtwert zum Ermitteln der genauen Einstellung heranziehen.

Einstellung der Deklination

Die dritte Einstellung betrifft die Deklination. Die Deklination ist jener Winkel, der sich zwischen der Schneide des Mikrotom-Messers und der Vorderseite des zu schneidenden Objekts ergibt. Bei Paraffinblöckchen ist er meiner Erfahrung nach immer Null, der Block wird über die gesamte Breite von der Schneide erfasst. Bei nicht eingebetteten pflanzlichen Objekten hingegen wird die Deklination so gewählt, dass ein ziehender Schnitt möglichst über die gesamte Messerlänge ausgeführt werden kann. Je nach der eingesetzten Messerlänge und dem Durchmesser des zu schneidenden Objekts beträgt die Deklination zwischen 95 und 115 Grad (im Uhrzeigersinn am Leitz Grundschlittenmikrotom gemessen). Abhängig vom Mikrotomtyp wird entweder das Messer oder das zu schneidende Objekt bewegt. Beim Grundschlitten- und beim Rotationsmikrotom steht das Messer fest, während es beim Schlittenmikrotom bewegt wird und das zu schneidende Objekt fixiert ist.

Die Montage der Einmalklingenhalter unterscheidet sich von der der klassischen Mikrotom-Messer nicht. Nur bei den Klingenhaltern für das Handmikrotom und dem AO-900 gibt es Unterschiede, die ich kurz beschreiben möchte.

Der größte Unterschied ist sicher, dass wir uns nur um die Deklination kümmern müssen, Inklination und damit Freiwinkel sind durch den Einmalklingenhalter fest vorgegeben. Die Deklination steuern wir durch die Schnittführung. Dessen müssen wir uns bewusst sein, denn bei dieser Technik bewegen wir ja den Einmalklingenhalter mit der Hand, wobei ich persönlich der Führung mit zwei Händen den Vorzug gebe. Die Voraussetzung dafür ist natürlich die Montage des Handmikrotoms an einer Arbeitsfläche.

Schneidevorgang und Übertragen der Schnitte

Für die Einstellung eines Mikrotom-Messers sind Erfahrung und Fingerspitzengefühl von Nöten, um für das zu schneidende Objekt die richtigen Einstellungen zu ermitteln. Der Vorteil ist, dass man nach dem Schneiden sofort sieht, wie man liegt. Wenn man uneingebettet schneidet (also kein Paraffin oder PEG verwen-

det), muss das Messer mit 70%igem Alkohol benetzt werden, und auf das zu schneidende Objekt lege ich die – ebenfalls mit dem 70%igen Alkohol – angefeuchtete Pinselspitze leicht auf (den Pinsel halte ich dabei in der Hand). Achtung, das Messer muss vorher entfettet werden (zum Beispiel mit Spezialbenzin). Wenn jetzt das Messer durch das zu schneidende Objekt fährt, muss der Schnitt eben auf die Mikrotom-Messerschneide gleiten, die Pinselspitze bleibt dabei am Schnitt und gleitet mit. Reißen oder Eindrehen des Schnitts sind deutliche Zeichen, dass die Winkel nicht optimal gewählt sind. Wenn ich die ersten Schnitte auf dem Messer habe, übertrage ich diese auf einen mit Alkohol benetzten Objektträger (die Schnitte dürfen nicht austrocknen) und überprüfe die Schnittqualität (Risse und Stauchungen) sowie die Schnittführung mit dem Binokular oder Mikroskop. Stauchungen weisen so gut wie immer auf einen zu geringen Freiwinkel hin (ein stumpfes Mikrotom-Messer schließe ich einmal aus). Wenn ein Schnitt ausreißt, bekommt man das meist mit der Ausnutzung einer längeren Schneide in den Griff, bei Holz kann das natürlich auch mit der falschen Aufbereitung des Objekts zu tun haben (beispielsweise zu geringer Glycerinanteil bei der Fixierung oder nicht in Essigsäure aufgekocht). Aber auf diese Fehler kann ich hier aus Platzgründen nicht eingehen. Die Ausnutzung einer Mikrotom-Messerschneide hängt von der eingestellten Deklination ab.

Paraffin und PEG schneide ich immer trocken, die Alkohollösung verwende ich wirklich nur bei uneingebetteten Schnitten. Dazu gibt es aber unterschiedliche Meinungen, und ich kenne hervorragende Ergebnisse anderer Kollegen, die Paraffin auch feucht schneiden. Bei meiner Arbeitsweise reinige ich das Messer alle fünf bis zehn Schnitte mit einem mit Roti-Histol befeuchteten Tuch.

Fehlerquellen beim Schneiden

In den Abbildungen 10 und 11 zeige ich zwei Fehler, die im Zusammenhang mit einer falschen Einstellung des Freiwinkels am Mikrotom auftreten. Das Problem tritt sowohl bei den Einmalklingen als auch bei den Mikrotom-Messern auf. Die Abbildung 10 zeigt die Auswirkung eines zu kleinen Freiwinkels und damit einer falsch eingestellten Inklinations. Dabei

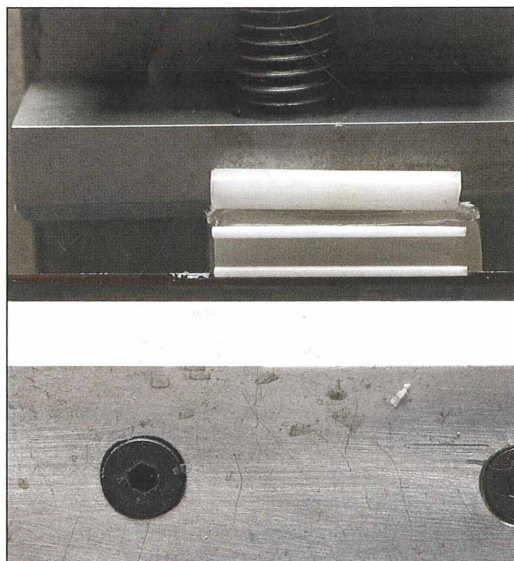


Abb. 10: Paraffinschnitt, geschnitten mit zu kleinem Freiwinkel am Leitz Rotationsmikrotom.

drückt das Messer in das Paraffin und schiebt den Schnitt, als Folge rollt sich dieser ein und ist unbrauchbar. Ein zu großer Freiwinkel führt zum Stauchen des Schnitts, das heißt der Schnitt wird zusammengeschoben und ist damit ebenfalls unbrauchbar (Abb. 11). Bei diesem Fehler entstehen zwar auch die gewünschten Schnittbänder, aber meist ist nicht nur das Paraffin, sondern auch das Objekt gestaucht. Optimal ist ein Schnitt, der im Paraffin kaum Falten aufweist und in dem das Objekt ungestaucht ist.

Anschließend wird der Schnitt im Streckbad (ca. 38 Grad Celsius) auf der Wasseroberfläche final plan gestreckt und danach direkt im Streckbad feucht auf den Objektträger aufgezogen.

Ich beschichte die verwendeten Objektträger vorher mit Glycerin, indem ich mit der Dentalspachtel ein kleines Bröckchen auftrage und auf der Wärmeplatte verflüssige. Dann wird – um 90° versetzt – ein zweiter Objektträger aufgedrückt und abgezogen. Dadurch erhält man jedes Mal zwei dünn beschichtete, einsatzfähige Objektträger. Ich produziere diese immer auf Vorrat; so sind sie über Monate verfügbar.

Beispielhaft möchte ich weitere Fehlerquellen erwähnen, die sich negativ auf die Schnittqualität auswirken. Sie beruhen auf eigenen Erfahrungen, die Reihenfolge entspricht keiner Wertung, und die zuvor im Text beschriebenen

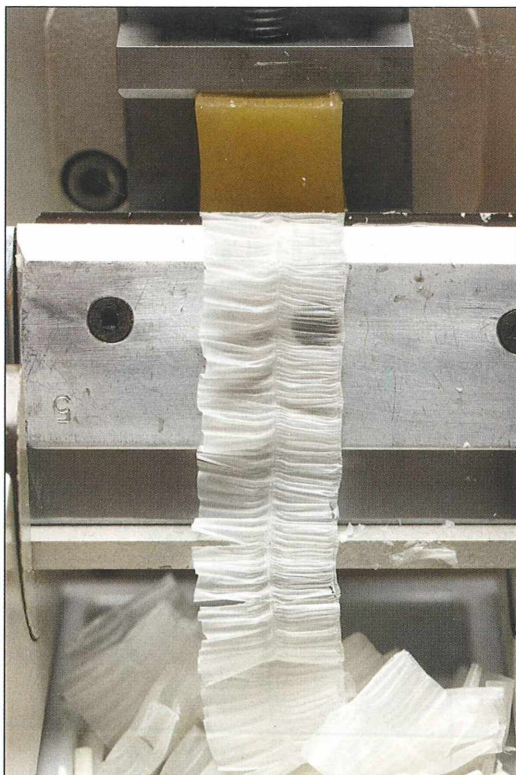


Abb. 11: Paraffinschnitte, geschnitten mit zu großem Freiwinkel am Leitz Rotationsmikrotom.

Fehlerquellen sind in dieser Auflistung nicht enthalten:

- Falsche Fixierung des Präparates (AFE geht für viel, aber nicht für alles, für Holz empfehlen sich Glyzerin-Alkoholgemische).
- Das zu schneidende Objekt vibriert beim Schneiden. Wenn nicht eingebettet geschnitten wird, muss das Objekt fast immer mit Schutzbacken vor Verletzungen geschützt werden. Mögliche Hilfsmittel hierzu sind: Holundermark, Möhren, Kunststoffverpackung aus der Lebensmittelindustrie, Außenwärmedämmung... Ein weiterer Grund kann sein, dass das Objekt zu weit aus der Klemmvorrichtung hervorsteht und dadurch nachgibt.
- Das Objekt wird beim Einspannen gequetscht und neigt so weit mehr zu Rissen. Manche Objekte müssen eingebettet werden, beispielsweise in Paraffin oder PEG. In einigen Fällen hilft es aber auch, kurze Stückchen des Objekts mit Loctite Superkleber

auf ein Buchenholzblöckchen zu kleben. Das Einspannen erfolgt, indem das Blöckchen in der Klemme fixiert wird.

- Das Objekt steht nicht lotrecht in der Einspannvorrichtung. Die Schnitte verlaufen schräg und können so für die Betrachtung/Fotografie ungeeignet sein. Bei allen meinen Mikrotomen besteht die Möglichkeit, das Objekt inklusive der Spannvorrichtung auszurichten.
- Keine Fixierung. Nicht alle Objekte lassen sich als Frischpräparat schneiden, einige benötigen die Härtung durch die Fixierung.
- Zurückweichende, sich biegende Objekte. Schnitte unterschiedlicher Schnittstärke oder gewellte Schnitte sind die Folge. Abhilfe schafft entweder ein passendes Loch in einem Holzblöckchen, in dem das Objekt verklebt wird (es muss dabei überstehen und nur der Überstand wird geschnitten) und/oder man wechselt zu einem schärferen, längeren Messer – A oder B statt C.
- Die Messerschneide nützt sich sehr schnell ab. Das Objekt ist zu hart für das eingesetzte Messer oder es hat Kristalleinlagerungen. Abhilfe bringt ein D-Messer oder ein Messer mit Hartmetallschneide.

Natürlich gibt es noch beliebig viele Fehler, welche beim Schneiden auftreten können. Auch mir unterlaufen immer wieder neue Fehler und so gilt es immer wieder, neue Probleme zu lösen. Ich kann nur betonen, das Wesentliche in Richtung exzellenter Schnitte sind Erfahrung und die Fähigkeit, aus seinen eigenen Fehlern zu lernen – und nicht zuletzt Ausdauer.

Literaturhinweise

Zimmert, G.: Aufbereiten von Mikrotom-Messern. Teil 1: Grundsätzliches. Mikrokosmos 101, 217–224 (2012).

Zimmert, G.: Aufbereiten von Mikrotom-Messern. Teil 2: Hilfsmittel und ihre Anwendung. Mikrokosmos 101, 285–293 (2012).

Internet

Sakura: http://www.sakura-americas.com/products/blade_microtome.html

Feather: http://www.feather.co.jp/eMedical_Pathology.htm

Verfasser: Gerhard Zimmert,
Endresstraße 52 Haus 4/6,
1230 Wien, Österreich
E-Mail: gerhard@zimmert.eu
www.naturfoto-zimmert.com

Diskussionsbeitrag zum Artikel „Gibt es Bewusstsein bei Einzellern?“

Wolfgang Jacob

Die im oben genannten Artikel beschriebenen Beobachtungen und Ableitungen von Stephan Krall decken sich mit den über eine längere Zeit gemachten eigenen. Wer unbefangen Protisten beobachtet und sich dafür genügend Zeit nimmt, wird immer wieder über die präzisen Bewegungen bis hin zu scheinbar logisch begründeten Handlungsabläufen bei diesen Organismen erstaunt sein.

Es ist wohl berechtigt, dass dieses schon vor Jahrzehnten diskutierte Thema neuerlich vom MIKROKOSMOS aufgegriffen wurde. Im Beitrag von Stephan Krall (2012) werden Aussagen und Interpretationen moderner Wissenschaftler, aber auch die frühen Ansichten von Herbert S. Jennings, einem Zoologen des beginnenden 20. Jahrhunderts, vorgestellt. Hierzu ergänzend sollten auch die Erkenntnisse und Aussagen von Raoul Heinrich Francé einfließen (Abb. 1). Francé, ein vielseitiger Mikrobiologe und verdienstvoller Naturforscher des angehenden 20. Jahrhunderts, wurde in dieser Zeitschrift, die er selbst 1907 ins Leben gerufen hat, schon ausführlich gewürdigt (z. B. Henkel, 1997; Roth, 2000). Er veröffentlichte im Rahmen der KOSMOS-Reihe einen Band mit dem Titel *Streifzüge im Wassertropfen* (Francé, 1907) (Abb. 2), der große Beachtung fand und bis zum Anfang der 30er Jahre über 20 Auflagen erlebte. Hier verarbeitete der Autor Ergebnisse aus über 25 Jahren Beobachtungen und interpretiert detailliert wiedergegebene Beobachtungen im Hinblick auf Logik, Bewusstsein und Psyche bei Protisten. Die Darstellungen sind äußerst präzise und lebendig beschrieben. Schon deshalb erscheint dieser Band noch heute lesenswert.

Aus einer ganzen Reihe interessanter Darstellungen zum Verhalten von Protisten soll nur ein markantes Beispiel ausführlicher dargestellt werden: Francé beschreibt dabei das eigenständige Aufrichten einer Uhrglasamöbe (*Arcella vulgaris*), die auf der konvexen Seite liegt. Die Koordination der einzelnen Schritte (der Gebrauch von Gasblasen zum gezielten Auftrieb, die Verankerung durch verlängerte Pseudo-



Abb. 1: Raoul Heinrich Francé (1874–1943).

podien, das Austarieren) würden in ihrer Logistik einer modernen Schiffsbergung Ehre machen. Francé zieht aus seinen Beobachtungen eine Reihe von Schlüssen.

- Der Autor ist der Auffassung, dass bei einer undifferenzierten Zelle, beispielsweise bei einem Ciliaten, schon grundlegende Eigenschaften der in höheren Organismen differenzierten Zellstrukturen vorhanden sind und spricht im diesem Zusammenhang von Keimen geistiger Tätigkeiten (S. 34).
- Er folgert weiter: *Infusorien handeln vernunftgemäß. Alles was wir schon von ihnen wissen, ist dadurch durchsichtiger und wertvoller. Ihre Gehäusebauten, ihre Schutzmittel, ihre vielen Werkzeuge, sie sind Handlungen und Erfindungen, hervorgegangen aus*

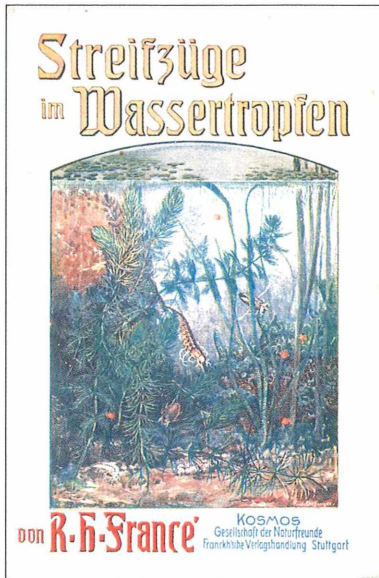


Abb. 2: Titelbild der 22. Auflage von 1907.

dem Vermögen, die Umwelt im Maße ihrer Sinne zu beurteilen und aus den möglichen Hilfsmitteln das Zweckmäßige auszuwählen (S. 67).

- Francé bejaht den Ansatz einer Psyche, formuliert aber: *Zwischen Zellseele und Menschenseele besteht ein Unterschied wie zwischen Infusorien und Menschenleib* (S. 44).

Die Anschauungen Francés sind sicherlich zeitgebunden und von den damaligen philosophischen Strömungen (Monismus) und natur-

wissenschaftlichen Anschauungen beeinflusst. Beispielsweise vertritt auch Ernst Haeckel die Auffassung, dass die Schaffung des oft komplex gebauten Radiolarienskeletts nur erklärlich ist, *wenn wir dem bauenden Plasma die Fähigkeit der Vorstellung zuschreiben und zwar der besonderen Reproduktion des plastischen Distanzgefühls* (Haeckel, 1918). Es ist auch anzunehmen, dass Francé von den Arbeiten Jennings Kenntnis hatte und sie vielleicht berücksichtigte.

Die Schlussfolgerungen Francés und anderer Wissenschaftler des beginnenden 20. Jahrhunderts sind durch die im Weiteren erreichten Forschungsergebnisse im Einzelnen modifizierbar und revidierbar und benötigen weiterhin Diskussionsbedarf. In ihren Grundaussagen scheinen sie aber wohl den Kern der Probleme zu treffen.

Literaturhinweise

Francé, R. H.: Streifzüge im Wassertropfen, 22. Auflage. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1907.

Haeckel, E.: Die Welträtsel, 11. Auflage 1918. Nachdruck Nicol Verlagsgesellschaft, Hamburg 2009.

Henkel, K.: Die Renaissance des Raoul Heinrich Francé. Mikrokosmos 86, 3–16 (1997).

Krall, S.: Gibt es Bewusstsein bei Einzellern? Mikrokosmos 101, 203–206 (2012).

Roth, R. R.: Raoul H. Francé and the doctrine of life. The 1st Books Library, Bloomington 2000.

Verfasser: Wolfgang Jacob,
Rembrandtstraße 35, 01983 Großräschen,
Tel.: 03 57 53/1 22 86

Mikrokosmos

Zeitschrift für angewandte Mikroskopie, Mikrobiologie, Mikrochemie u. mikroskopische Technik

Mikro-Markt

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

Steindorffs „Mikrobenjäger“ – Revolutionäres Mikroskop-Design im Deutschland der Nachkriegszeit

Teil 1

Martin Mach und Manuel del Cerro

Nur selten finden wir im MIKROKOSMOS Tests und Besprechungen von Mikroskopen aus der Zeit nach dem Zweiten Weltkrieg. Umso erstaunlicher erscheint uns aus heutiger Sicht die erste, allerdings noch sehr kurze Gerätevorstellung des glanzvollen Forschungsmikroskops *Mikrobenjäger* von Horst Kaudewitz aus dem Jahr 1951 (Abb. 1). Es gehörte schon eine gehörige Portion Frechheit dazu, den deutschen MIKROKOSMOS-Lesern in der kargen Nachkriegszeit ein derart bizarres Luxus-Mikroskop, nämlich den *Mikrobenjäger* mit ausgeprägtem Hollywood-Glamour vor die Nase zu halten.

Dank des freundlichen Entgegenkommens der Rechtsnachfolger der Firma Steindorff hatten die Autoren Gelegenheit, einen Blick hinter die Kulissen zu werfen und die verbliebenen Dokumente aus der *Mikrobenjäger*-Ära bei Steindorff auswerten zu dürfen. Ohne die Gerätevorstellung von Herrn Kaudewitz im MIKROKOSMOS wäre dieser Artikel übrigens nicht zustande gekommen. Klaus Henkel, der den meisten Lesern unter anderem als Verfasser der Internet-Mikrofibel bekannt sein dürfte, präsentierte auf dem Titelblatt der Münchener Mikroskopie-Vereinszeitschrift μ im Jahr 2000 den *Mikrobenjäger* und verwies in seiner Bildbeschreibung wieder auf den MIKROKOSMOS. Autor Martin Mach war dann dank der μ -Abbildung für einen etwas gewagten Kauf bei Ebay gewappnet (dort war ein klassisches Ebay-Foto in Speicherfund-Manier zu sehen). Zwei Jahre später kam der Steindorff-Enthusiast und international agierende Mikroskopsammler Manuel del Cerro aus den USA hinzu und ließ nicht mehr locker, bis die Firmenrecherche in Deutschland abgeschlossen war. Die Autoren sind nun keinesfalls professionelle Historiker, lediglich mikroskopiebegeisterte Amateure, bitten deshalb um Verständnis, falls in der Begeisterung Fehler unterlaufen sein sollten, freuen sich im Übrigen

über jeden Hinweis auf die frühere Geschichte der Firma Steindorff, die anscheinend nach wie vor im Dunkeln liegt.

Dieser Artikel ist dem *Mikrobenjäger* gewidmet, einem Doppelarm-Mikroskop in revolu-

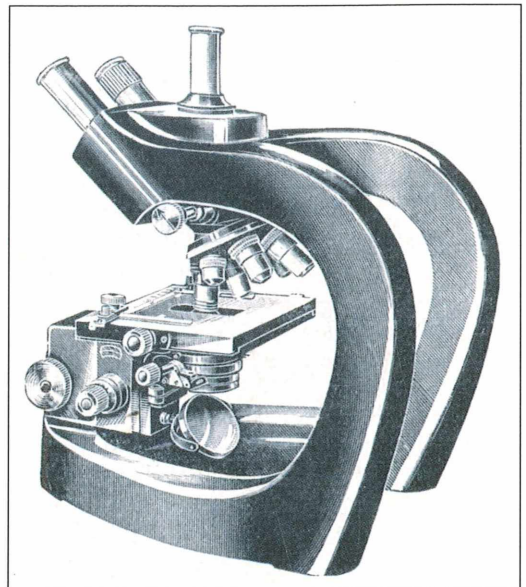


Abb. 1: Der legendäre *Mikrobenjäger* (aus Kaudewitz, 1951/1952).

tionärem Design (Abb. 2–5). Manche Sammler halten es für das schönste Mikroskop überhaupt. Die Herstellerfirma Steindorff, Berlin, wurde 1879 gegründet. Eine lange Reihe an Seriennummern, die Werbeaussagen in den Steindorff-Katalogen sowie die Häufigkeit von Steindorff-Mikroskopen bei Internet-Auktionen

lassen den Rückschluss zu, dass Steindorff bis zum Ende der Produktion in den 1980er Jahren (bis zur ersten Konkursanmeldung im Jahr 1982) mindestens 100.000, vielleicht auch deutlich mehr wissenschaftliche Mikroskope hergestellt hat. Aus diesem Grund existieren auch heute noch reichlich materiell-metallische

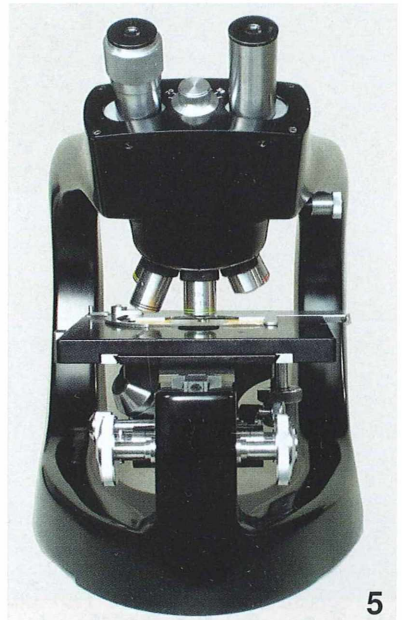
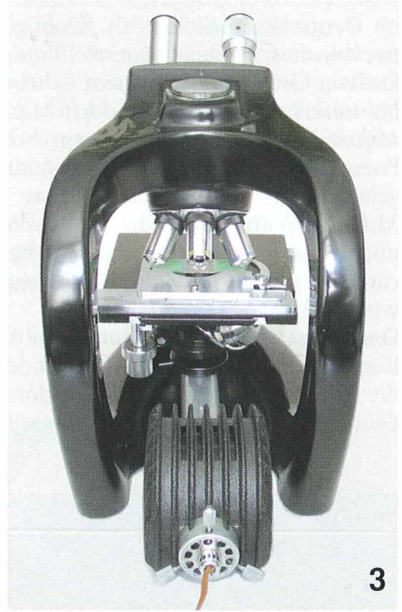
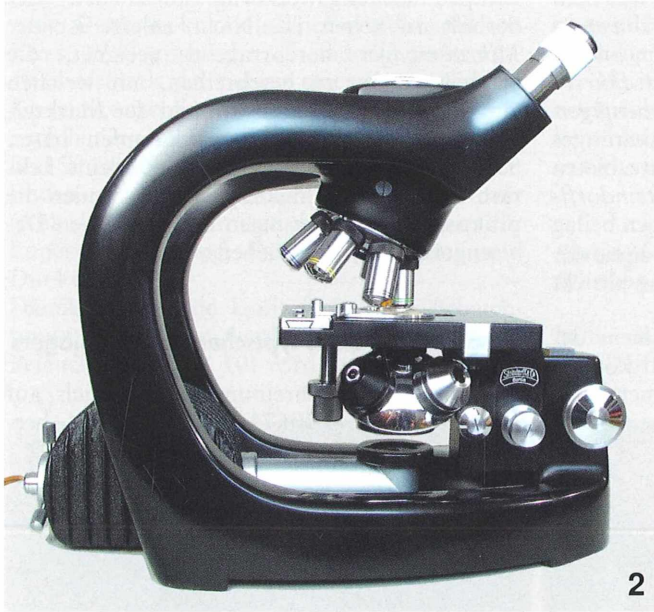


Abb. 2–5: Das Steindorff-Mikroskop *Mikrobenjäger* mit der Seriennummer #540671, Herstellungsjahr 1954.

Hinweise auf die Existenz und eindrucksvolle Produktivität der Firma.

Wer allerdings in der einschlägigen Literatur etwas mehr über die Firma nachlesen will, wird enttäuscht. Würde man die Quellenlage als schwierig bezeichnen, wäre auch das wohl noch ein Euphemismus. Manuel del Cerro titulierte diese Eigenschaft von Steindorff mit dem passgenauen englischen Wort *evasive*, was man im Deutschen vielleicht als *flüchtig, schwer zu packen* umschreiben könnte. Immerhin bildete Ludwig Otto 1959 in seinem Lehrbuch *Durchlichtmikroskopie* ein Steindorff *Mikrobenjäger-Mikroskop* als Beispiel für ein hochkarätiges Forschungsmikroskop ab. Antiquariate bieten gelegentlich die Broschüre *Das Steindorff-Mikroskop* an, welche den Mikroskopen beilag und mit nur wenigen redaktionellen Veränderungen über Jahrzehnte hinweg gedruckt wurde (Abb. 6, 7).

Dank des freundlichen Entgegenkommens der Rechtsnachfolger der Firma Steindorff können die Autoren hier einige Originaldokumente aus dem Steindorff-Firmenarchiv vorstellen, welche

geeignet sind, die Firmengeschichte im Umfeld des *Mikrobenjägers*, also den Zeitraum zwischen etwa 1947 und 1960, besser zu verstehen. Wir zeigen den *Mikrobenjäger* auf dem Höhepunkt seiner technischen Entwicklung und werden den eigenartigen Namen erklären. Es ist sicherlich auch erwähnenswert, dass der *Mikrobenjäger* in dem Film *Dr. Holl* als Haupt-Forschungswerkzeug des Helden wiederholt zu sehen ist. Nicht zuletzt ist der *Mikrobenjäger* hervorragend geeignet, die Schwierigkeiten zu beschreiben, mit welchen ein kleiner Hersteller im Umfeld der Marktgiganten Zeiss und Leitz zu kämpfen hatte. Schließlich erhalten wir noch eine kleine Lektion in Sachen Technikexport und können die praktischen Auswirkungen eines enormen Devisengefälles nachvollziehen.

Beschreibung eines typischen Mikrobenjägers

Die folgende Beschreibung bezieht sich auf Instrument Nr. 540671, welches 1954 her-

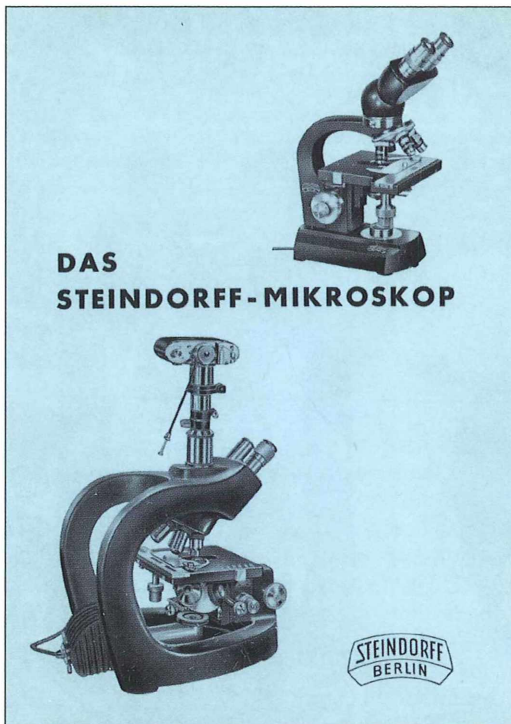


Abb. 6: Das offizielle Begleitheft erschien über Jahrzehnte hinweg, mit nur geringfügigen Variationen.

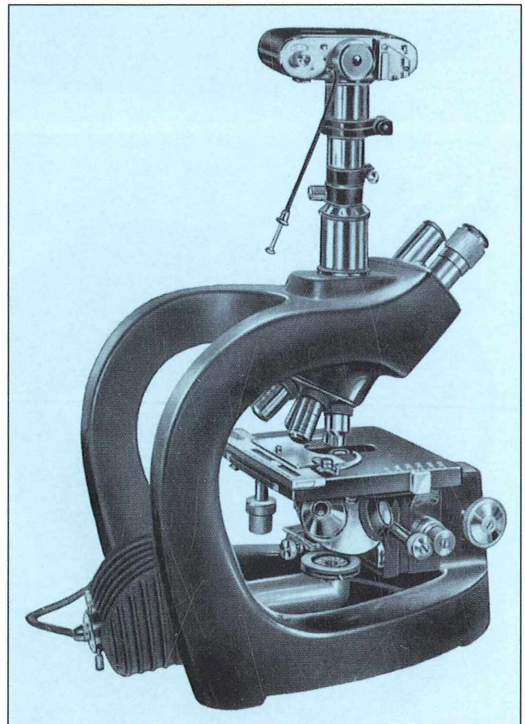


Abb. 7: Der *Mikrobenjäger* auf der Titelseite der Steindorff-Broschüre, hier mit montierter Kamera.

gestellt wurde. Das trinokulare Doppelarmstativ (Abb. 2–5) ist im Wesentlichen aus einem Stück gegossen. Die Maße (B 21 cm, T 32 cm, H 33,5 cm) und das Gewicht von immerhin 9,6 kg sorgen für eine große Standsicherheit und Stabilität beim Fotografieren, auch mit vergleichsweise schweren Kameras.

Abbildung 8 zeigt die damals bei Steindorff immer noch separate Grob- und Feinfokussierung. Der erste koaxiale Trieb wurde wohl von Zeiss 1950 eingeführt; Steindorff beantragte 1956 erstmals den Schutz einer eigenständigen Koaxialkonstruktion. Der integrierte Kreuztisch hat eine Arbeitsfläche von 15 cm × 15 cm und ist mit Nonien versehen. Als Besonderheit finden wir einen Dreifach-Kondensorrevolver (Abb. 9), bestückt mit je einem Kondensor für Lupenvergrößerung, hohe Vergrößerung und Dunkelfeld.

Die Aperturblende kann für schiefe Beleuchtung dezentriert werden. Die Niedervolt-Beleuchtung (Abb. 10) wird bei einer Betriebs-

spannung von 6 Volt mit bis zu 5 Ampere Strom versorgt. Dieser Strom kommt von einem ein-drucksvollen, schwarzen Transformator (Abb. 11). Die sechs achromatischen Objektive (Abb. 12) sind farbkodiert und alle noch ohne Stoßsicherung. Die Farbkodierungen wiederholen sich auf dem Objektivrevolver, so dass jedem Objektiv ein bestimmter Platz im Revolver fest zugeordnet ist. Ein gerader Fototubus kann oben auf das Stativ aufgeschraubt werden.

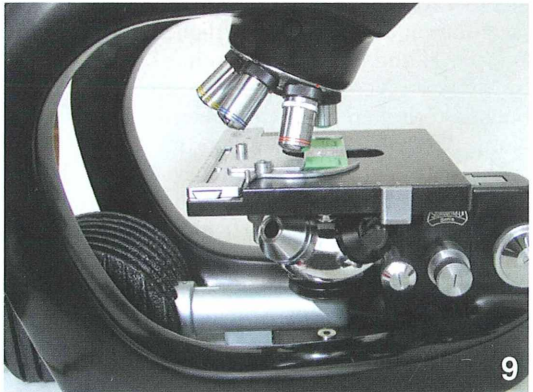
Über die Jahre hinweg gab es eine Reihe kleinerer Veränderungen und Verbesserungen. Dennoch bilden die *Mikrobenjäger* eine klar erkennbare Gruppe, fernab von Mikroskopen mit klassischen Stativen.

Ein ungewöhnlicher Name für ein ungewöhnliches Mikroskop

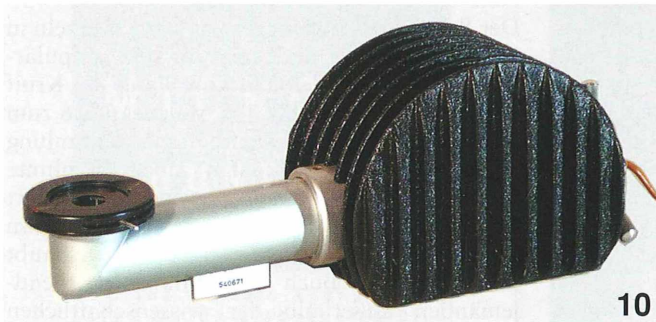
In der Regel haben Mikroskope als Bestandteile der unbeseelten Welt anscheinend keinen



8



9



10



11

Abb. 8: Blick von schräg oben auf die Grob- und Feinfokussierung des *Mikrobenjägers*. Die Zahnstange zur Höhenverstellung des Objekttisches ist als im Querschnitt T-förmige Struktur oben links im Bild zu erkennen. – **Abb. 9:** Der Objekttisch, darunter der Dreifach-Kondensorrevolver. – **Abb. 10:** Die Niedervoltbeleuchtung, in solidem Metallgussgehäuse, mit eingebauter Kollektorlinse und Irisblende. – **Abb. 11:** Transformator mit großem Regelknopf und Amperemeter.



Abb. 12: Die sechs achromatischen Objektive.

Anspruch auf individualistische Namen. Wir finden hier nüchtern-technische Bezeichnungen wie zum Beispiel *Modell 320c*, *Typ T.C.Y.N* oder ganz einfach *Nr. 3220*. Manchmal schimmert die Preisklasse ein wenig durch, wenn wir lesen *Standard Junior* oder *Großes XX Universal-Photomikroskop*. Bildhaftere Namen werden den Mikroskopen meist nicht zugestanden, sie könnten der wissenschaftlichen Welt als zu emotional und unsachlich erscheinen.

Im direkten Vergleich mit den ansonsten eher buchhalterischen Bezeichnungen erscheint der Name *Mikrobenjäger* deutlich pittoresker, vielleicht sogar ein wenig abenteuerlich. Es ist für die Autoren nicht nachvollziehbar, warum die Entscheidung bei Steindorff auf gerade diesen Namen fiel. Völlig klar erscheint jedoch, dass eine kleine Firma wie Steindorff nicht über eine Public Relations-Abteilung im heutigen Sinne verfügte. Die räumlichen Verhältnisse der Firma in einer angemieteten Werkstatt wirken überaus bescheiden, und niemand konnte prognostizieren, wie sich der Mikroskopmarkt in Deutschland entwickeln würde. Gemessen an diesem bescheidenen Hintergrund erstaunt der offensichtliche Stolz, mit welchem die Firma Steindorff ihren *Mikrobenjäger* der Öffentlichkeit präsentierte. Nicht genug, dass man Kontakt mit Investoren in den USA aufnahm, nein, man platzierte das neue Gerät, wie wir noch sehen werden, auch in einem spektakulären Kinofilm.

Der mutmaßliche Erfinder des *Mikrobenjägers*, Julius Kaiser, dürfte schon über 60 Jahre alt gewesen sein, als er seine Mikroskop-Vision in die Realität umsetzte. Ein enormer Stolz schwingt in den Werbetexten für die US Kataloge mit, in denen man lesen kann:

- *we herewith have much pleasure of calling your attention to a novel microscope, developed in many years of constructional labour,*
- *the instrument joins all the characteristic features of modern microscopes but is deviating from hitherto known types,*
- *the MICROBE HUNTER, the most modern microscope ever designed*

Das sind starke Töne für eine kleine Firma. Offensichtlich hatte Julius Kaiser einen persönlichen Traum verwirklicht und wählte deshalb einen angemessenen emotionalen und gewichtigen Namen für sein stolzes Produkt. Es ist sicherlich kein Zufall, dass die drei noch existierenden Werkstattfotos im Steindorff-Archiv allesamt auf den *Mikrobenjäger* hin ausgerichtet sind. Genau wie später im *Dr. Holl*-Film zeigt sich eine emotionale Verbundenheit mit einem Mikroskop, wie wir sie ansonsten nur aus der Welt der Mikroskopie-Amateure kennen.

Der Begriff *Mikrobenjäger* hat seine Wurzeln in der Weltliteratur und zwar in dem populärwissenschaftlichen Buch von Paul de Kruif *Microbe Hunters* (Abb. 13), welches 1926 zum ersten Mal erschien. Es enthält eine Sammlung packender Kurzgeschichten über berühmte Bakteriologen wie Louis Pasteur und Robert Koch. *Microbe Hunters* avancierte schnell zum Bestseller, obwohl vorher niemand geglaubt hätte, dass ein Buch über Mikroben irgendjemanden außerhalb der wissenschaftlichen Welt interessieren würde. *Microbe Hunters* kann auch heute noch als gleichermaßen unterhaltsame wie lehrreiche Lektüre empfohlen werden. Denn jedes Kapitel in Paul de Kruifs Buch ist eine gelungene Mischung aus Span-

nung, Unterhaltung und manchmal zynischer Ironie. Den Autoren ist insbesondere folgendes Zitat aus der Forschungshistorie unauslöschlich in Erinnerung geblieben: *Lassen Sie nur weiter die Moskitos in malariakranke Leute hineinstecken, schrieb Manson, dann setzen Sie die Moskitos in eine Flasche Wasser, dass sie Eier legen, aus denen Larven auskriechen. Dann geben Sie dieses Moskitowasser den Leuten zu trinken. Folgsam gab Ross von diesem köstlichen Tranke seinem Diener Lutchman eine generöse Portion und tanzte vor Freude, als die Körpertemperatur des Mannes in die Höhe ging. Aber der Jubel kam zu früh, der Diener wurde krank, aber nicht an Malaria.*

Aus heutiger Sicht ist nur schwer zu beurteilen, ob der Name *Mikrobenjäger* nun tatsächlich als Kaufanreiz wirkte oder ob er in den Ohren eines kostenbewussten Krankenhausdirektors im kargen Nachkriegsdeutschland möglicherweise ein wenig unsolide geklungen haben mag.

Glamour: Der Mikrobenjäger in der Arztromanze Dr. Holl

Der *Mikrobenjäger* ist bei Dr. Holl mehrfach an zentraler Stelle zu sehen (Abb. 14). Die Handlung des Films sei hier kurz zusammengefasst. Anna, bildhübsche Tochter des reichen Industriellen Alberti leidet an der

mysteriösen *Miller'schen Krankheit*. Ihre Lebenserwartung beträgt nur noch wenige Wochen. Alberti ruft den gut aussehenden, hoch motivierten Dr. Holl zu Hilfe, weil dieser an der Erforschung der *Miller'schen Krankheit* arbeitet. Holl erklärt Alberti, dass er mit seiner wissenschaftlichen Arbeit noch ganz am Anfang stünde. Trotzdem bietet Alberti Dr. Holl an, in seiner luxuriösen Villa mit Seeblick ein Forschungslabor einzurichten.

In der nächsten Szene ist Dr. Holl in einem traumhaft eingerichteten Labor, im Stile eines Wintergartens zu sehen, wie er am *Mikrobenjäger* arbeitet und von der Krankenschwester Helga bei Laune gehalten wird. Sogar der charakteristische, übergroße hölzerne Aufbewahrungsschrank des Mikroskops ist im Hintergrund erkennbar.

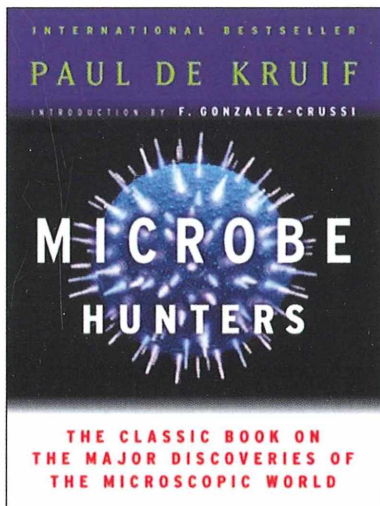


Abb. 13: Titelbild einer aktuellen Ausgabe des 1926 erstmals erschienenen Buchs *Microbe Hunters* von Paul de Kruif.

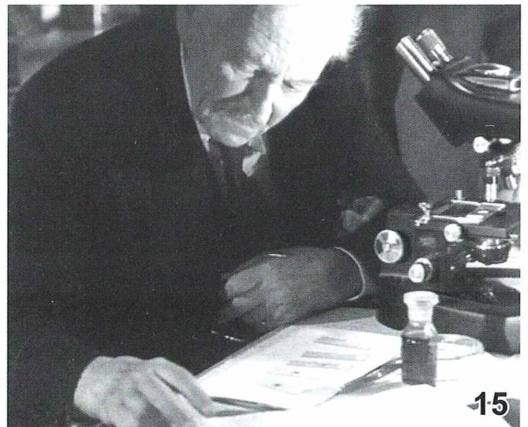


Abb. 14 und 15: Der *Mikrobenjäger* als Schlüsselinstrument zur Aufklärung der mysteriösen *Miller'schen Krankheit* im Film *Dr. Holl* mit Dieter Borsche in der Hauptrolle.

Anna verliebt sich in Holl und Alberti bittet Holl, eine Scheinhochzeit mit ihr einzugehen. Krankenschwester Helga ist nicht begeistert. Dr. Holl arbeitet Tag und Nacht und schließlich gelingt es ihm, ein Serum gegen die *Miller'sche Krankheit* zu entwickeln. Dr. Holls Arbeitsergebnisse werden von seinem akademischen Lehrmeister, einem älteren Professor überprüft. Der gestrenge Herr blickt zu diesem Zweck durch den *Mikrobenjäger*, wobei er merkwürdigerweise bei sehr schwacher Vergrößerung eine Ecke des Objektträgers mustert (Abb. 15). Auf alle Fälle ist der Professor von Holls genialer Entdeckung sehr beeindruckt. Dank Holls brillanter Arbeit erholt sich Anna von der *Miller'schen Krankheit* und nun verliebt sich Holl in sie. In der Zwischenzeit hat Krankenschwester Helga ihr medizinisches Examen nachgeholt und wird von Alberti mit einer Direktorenposition getröstet. Unrealistisch? Arztromane und Arztfilme sind heute noch genauso populär wie damals.

Im zweiten Teil dieses Artikels wird über das weitere Schicksal des *Mikrobenjägers* berichtet bis hin zu seinem Verschwinden vom Mikroskopmarkt.

Literaturhinweise

- Kaudewitz, H.: Forschungsmikroskop „Mikrobenjäger“. Mikrokosmos 41, 187 (1951/1952).
 Otto, L.: Durchlichtmikroskopie. Verlag Technik, Berlin 1959.
 Kruif, P. de: Microbe Hunters. Harcourt, San Diego 1926.

Verfasser: Martin Mach,
 Versailler Straße 13, 81677 München,
 E-Mail: martin@tardigrades.com, und
 Manuel del Cerro,
 E-Mail: pqb4@att.net



Leitz

PANPHOT

**Das neue
Kamera-Universal-Mikroskop**

beansprucht trotz vielseit. Verwendbarkeit nur geringen Platz und ist bei einfachster Bedienung eingerichtet für:

Mikroskopische Untersuchungen jeder Art bei Hellfeld- und Dunkel-feldbeleuchtung sowie im polarisierten Licht, Zeichnen mikro- und makroskopischer Bilder, Mikro- und Makrophotographische Aufnahmen.

Die Verwendung sämtlicher mikroskop. Nebenapparate, wie Heiztische, Mikro-manipulatoren usw., ist möglich.

Fordern Sie unser unverbindl. Angebot.

ERNST LEITZ • WETZLAR

Kein „Mikrobenjäger“, aber auch beeindruckend, das Leitz „Panphot“.
 (Historische Anzeige aus einem MIKROKOSMOS-Heft von 1936)

Alle Jahre wieder oder Selbstgebasteltes kommt immer von Herzen

Wolfgang Bettighofer

Wenn die Weihnachtstage nahe, dann heißt es unter anderem: Viele Grußkarten einkaufen und an Verwandte, Freunde und Bekannte schicken. Vor einigen Jahren habe ich begonnen, die Weihnachtskarten für die Mikro-Freunde selbst zu basteln. Aus meinem reichhaltigen Fundus an digitalen Fotografien von Kleinlebewesen schöpfe ich jeweils das Rohmaterial, meine Werkzeuge sind der PC und ein Bildbearbeitungsprogramm.

So stehe ich jedes Jahr in den ersten Adventswochen vor der Frage, wie die Karte nun dieses Jahr aussehen soll. Das Thema Weihnachten ist ja, bezogen auf die Motiv-Vielfalt, begrenzt, und ich möchte gerne allzu deutliche Wiederholungen der Motive der Vorjahre vermeiden.

Inspiration ...

Dieser Prozess der Inspiration ist für mich auch immer wieder spannend, weil unberechenbar! Anders als 2010, wo ich bereits vor der Adventszeit die Design-Idee Sternenhimmel gehabt hatte, musste ich mich 2011 hinsetzen, meinen Fundus durchblättern, mir nutzbar erscheinende Objekte heraus sammeln, um sie elektronisch nebeneinander zu legen, ähnlich dem Sortieren von Dias auf dem Leuchttisch.

... und Realisation

Nach einer Weile entspannten Betrachtens blieb mein Blick an einem pittoresk geschwungenem Rotalgenfaden hängen (Abb. 1). Dieser erschien mir als passende Basis für einen weihnachtlichen Zweig, den es nun zu schmücken galt. Ich fand eine Menge Einzeller, vornehmlich Diatomeen, die sich hervorragend zur Verarbeitung als Kerze eigneten. Kreisrundes Material für die Kerzenhalter war auch genügend vorhanden (Abb. 2). Nun mussten noch Formen für Flammen gefunden werden. Blie-

ben die Protistenformen bei den Kerzen und deren Haltern weitgehend unversehrt, so erlaubte ich mir bei den Flammen, mit der digitalen Schere auch mal kräftiger zu modellieren. In den Zweig wurden dann noch einige Strohsterne und Christbaumkugeln gehängt, der Himmel erhielt eine ähnliche Dekoration und bekam zusätzlich einen Kometen. Der Ciliat *Trichodina* ist mittels Bildbearbeitungsprogramm farblich leicht verändert, *Vorticella* sehr deutlich, ansonsten sind alle Objekte „nach der Natur“. Die Kerzenhalter sind alle von der Kreisform in die Ellipse gedreht und gezerrt worden. In der Konturengrafik (Abb. 4) sind Nummern enthalten, die Namen der verarbeiteten Protisten sind Tabelle 1 zu entnehmen. Abbildung 3 zeigt das Ergebnis der einige Stunden dauernden Bastelaktion.



Abb. 1: *Ceramium tennicorne*, eine Rotalge aus dem Aufwuchs von Kammlauchkraut (*Potamogeton pectinatus*) aus dem Hiddenseer Bodden.

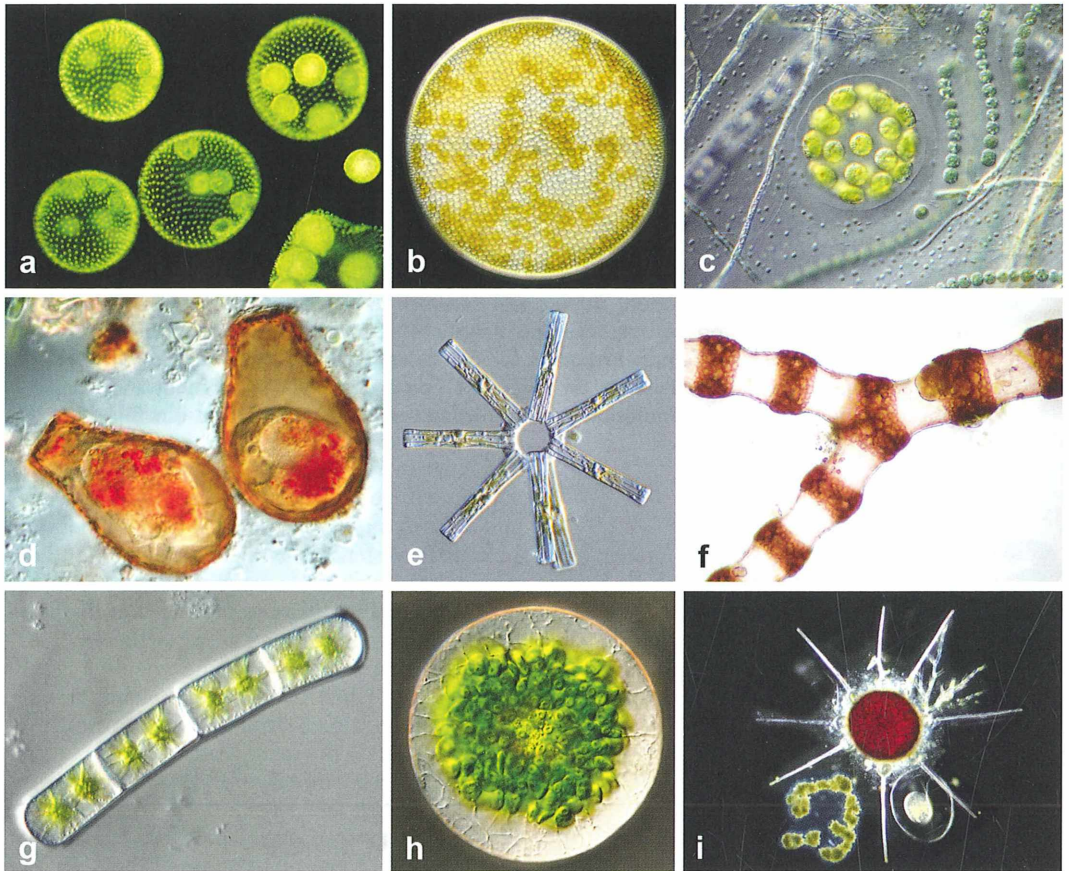
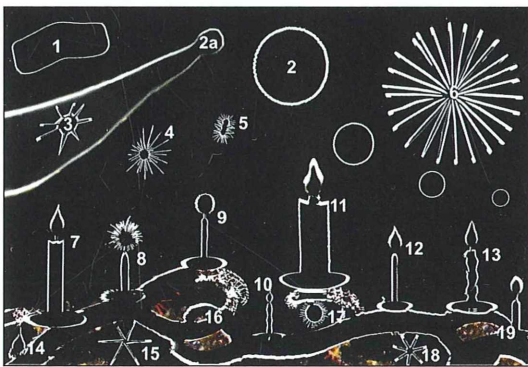
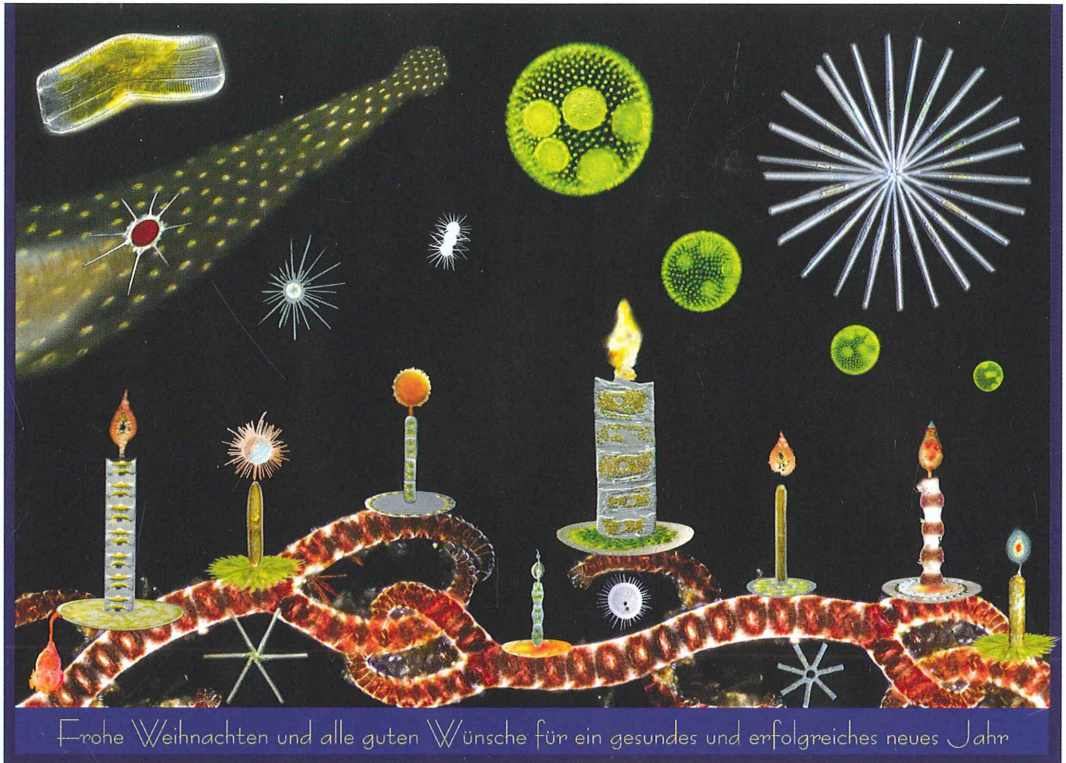


Tabelle 1: Zusammenstellung der für die Abbildung 3 eingesetzten Mikroorganismen.

Nr.	Kerzen/Sterne/Kugeln	Kerzenhalter	Flammen
1	<i>Achnanthes longipes</i>		
2	<i>Volvox aureus</i>		
3	Kleistothecium (Dauersporenkapsel) des Ascomyceten <i>Phyllactinia guttata</i>		
4	<i>Acanthocystis pectinata</i>		
5	<i>Raphidiophrys pallida</i>		
6	<i>Fragilaria delicatissima</i>		
7	<i>Chaetoceros didymus</i>	<i>Coscinodiscus radiatus</i>	<i>Ceramium tennicorne</i>
8	<i>Pinnularia viridis</i>	<i>Chaetophora</i> spec.	<i>Acanthocystis penardi</i>
9	<i>Zygnema</i> spec.	<i>Chaetoceros curvisetus</i>	<i>Volvox aureus</i> , Zygote
10	<i>Bambusina</i> spec.	<i>Volvox aureus</i> , Zygote	<i>Mallomonas caudata</i>
11	<i>Mediopyxis helysia</i>	<i>Eremosphaera viridis</i>	Bakterienkolonie an <i>Mediopyxis helysia</i>
12	<i>Nitzschia</i> spec.	<i>Eudorina elegans</i>	<i>Ceramium tennicorne</i>
13	<i>Ceramium diaphanum</i>	<i>Trichodina pediculus</i>	<i>Diffugia rubescens</i>
14	<i>Vorticella</i> spec.		
15	<i>Centronella reicheltii</i> (verdoppelt)		
16	<i>Ceramium tennicorne</i>		
17	<i>Actinosphaerium eichhornii</i>		
18	<i>Tabellaria fenestrata</i>		
19	<i>Rhizosolenia setigera</i>	<i>Chaetophora</i> spec.	<i>Haematococcus pluvialis</i>

◀ **Abb. 2:** Eine Auswahl der Vorlagenbilder. **a** *Volvox aureus*; **b** *Coscinodiscus radiatus*; **c** *Eudorina elegans*; **d** *Diffugia rubescens*; **e** *Tabellaria fenestrata*; **f** *Ceramium diaphanum*; **g** *Zygnema spec.*; **h** *Eremosphaera viridis*; **i** Kleistothecium des Mehltau-Pilzes *Phyllactinia guttata*.



▲ **Abb. 3:** Festliche Weihnachtskarte 2011.

◀ **Abb. 4:** Konturgrafik zu obiger Weihnachtskarte. Zur Erklärung der Zahlen siehe Tabelle 1.

Weitere Hinweise zu diesen (und weiteren) Einzellern findet man auf www.protisten.de/german unter der Rubrik „Mikrofotos“ (Menüleiste links) oder über den zentralen Druckknopf „Einzeller-Galerie“.

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

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

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

3. Tabellen und Bildlegenden (beide jeweils fortlaufend nummerieren) nicht in den Haupttext einbauen, sondern ans Ende des Manuskriptes anhängen. Alle Abbildungen fortlaufend im Text zitieren, aber nicht in den laufenden Text einfügen, sondern gesondert beilegen.

4. Die Abbildungen vorzugsweise digital als Tiff-Dateien (300 dpi bei 14 cm Bildbreite) auf CD-R oder Datenstick einreichen. Bei digitalen Bildern unbedingt auch eine unbeschriftete Version einreichen. Wenn Beschriftung in digitalen Vorlagen vorgenommen wird, bitte Arial 10 pt normal verwenden; die Nummerierung der Abbildungen in Arial 12 pt fett einfügen. Die Abbildungen so abspeichern, dass die Beschriftung nachträglich verändert werden kann (z.B. in Photoshop die Ebenen nicht vereinen, sondern trennt lassen). Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten reproduziert: 7 cm (1-spaltig), 9,5 cm (1,5-spaltig) und 14 cm (2-spaltig = seitenbreit). Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden. Als Bildvorlagen sind auch Dias, Fotos sowie Strichzeichnungen geeignet, die von uns eingescannt werden. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und sollten namentlich gekennzeichnet werden. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien. Vergrößerungen sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit

den Korrekturandruck der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Anstelle einer Vergrößerungsangabe können auch Maßstriche in die Abbildungen eingefügt werden.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Körner, S.-J., Hausmann, K.: Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 3: Heliozoen und Flagellaten. *Mikrokosmos* 101, 207–212 (2012).
Boenigk, J., Ereshefsky, M., Hoef-Emden, K., Mallet, J., Bass, D.: Concepts in protistology. *Europ. J. Protistol.* 48, 96–102 (2012).

Buchzitate:

Larink, O., Westheide, W.: *Coastal plankton. Photo guide for European seas*, 2nd ed. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2011.

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

9. Manuskripte bitte einsenden an:

Prof. Dr. Klaus Hausmann
Redaktion MIKROKOSMOS
Institut für Biologie/Zoologie
Freie Universität Berlin
Königin-Luise-Straße 1–3
14195 Berlin

Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt einen Teil einer jungen Zellkolonie der Kieselalge *Mediopyxis belysia*.

Präparationstechnik: Lebendpräparat, Mikroskopiertechnik: Differentieller Interferenzkontrast. Vergr. 950fach.
Foto: Wolfgang Bettighofer, Kiel.

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

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

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229

