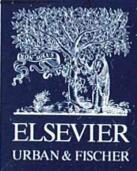


II 90372/95,6

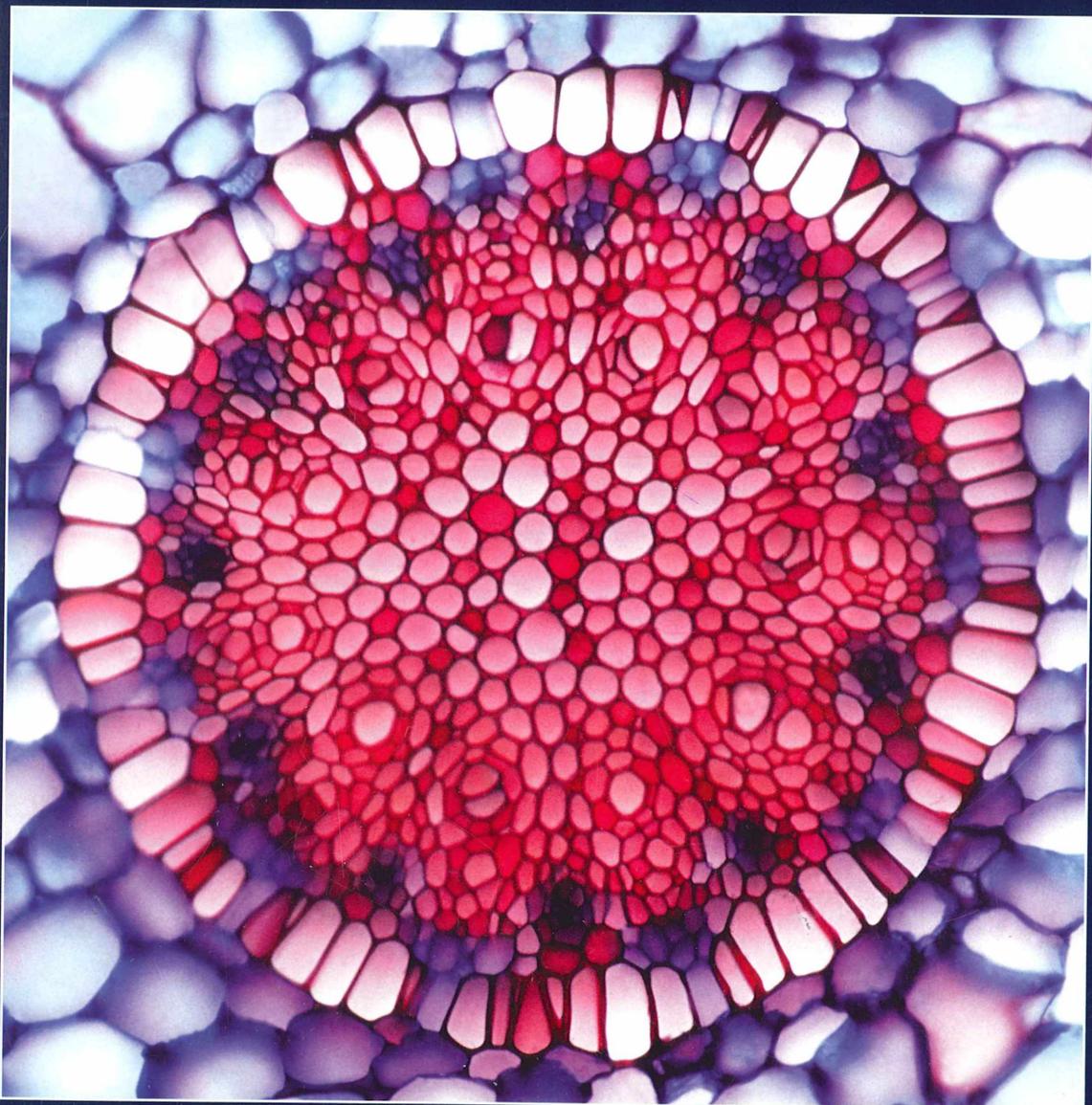


MIKROKOSMOS

Heft 6
95. Jahrgang
November 2006

◆ www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., Deutsche Mikrobiologische Gesellschaft Stuttgart, Mikrobiologische Vereinigung im Naturwissenschaftlichen Verein zu Hamburg, Mikrobiologische Vereinigung München, Mikroskopische Gesellschaft Wien, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft der Naturwissenschaftlichen Vereinigung Hagen e.V., Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Hannover, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken, Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Stuttgart, Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Tübinger Mikroskopische Gesellschaft e.V.

Inhalt

Artikel

- 321** Einfache pflanzenphysiologische Experimente und deren Wert für den biologischen Unterricht
Robert Sturm
- 329** Rasterelektronenmikroskopische Darstellung von Schmelzmustern – Präparation von Zahnschmelz zur Veranschaulichung der Schmelzprismen
Johannes Bartsch
- 334** Die Wurzeln der Malayenblume – Bau und Evolution der Haftwurzel der Orchidee *Phalaenopsis amabilis*
Erich Lüthje
- 340** Die Wehrdrüsen (Pseudocellen) von *Terodontophora bielaniensis* (Insecta, Collembola, Onychiuridae)
Hans-Jürgen Schulz
- 342** Spaltöffnungen, die Ventile der Blätter
Teil 2: Entwicklung, Reaktionen und Alterung
Eberhard Schnepf
- 351** Mikroorganismen auf Carbokalk-Anhäufungen
Manfred Tauscher
- 357** Zellen und Strukturen mit berühmten Namen
Teil 2: Vater-Pacini-Körperchen
Bernd Walz
- 362** Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser
Teil 2: Radiolarien
Klaus Hausmann
- 369** Morphologische Beobachtungen über Verbreitungseinrichtungen an Samen und Früchten von bedecktsamigen Pflanzen
Teil 1: Einrichtungen zur Windverbreitung
Armin Maidhof
- 376** Numerische Apertur, Immersion und förderliche Vergrößerung
Rainer Danz

Rubriken

- 327, 360**
Nachrichten
- 333, 339, 356**
Kurze Mitteilungen
- 375**
Neue Medien
- 368, 379**
Buchbesprechungen
- 382**
Aus den Arbeitsgemeinschaften
- 383**
Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV www.elsevier.de/mikrokosmos werden mit Erscheinen dieses Heftes drei Artikel über das Adernetz von Blättern aus den Bänden 51 (1962) und 52 (1963) wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Querschnitt durch eine *Phalaenopsis*-Wurzel mit Rinde und Zentralzylinder.
Siehe Artikel von E. Lüthje, S. 334–339.

Einfache pflanzenphysiologische Experimente und deren Wert für den biologischen Unterricht

Robert Sturm

Botanik und Pflanzenphysiologie stellen Teildisziplinen der Biologie dar, in welchen zahlreiche einfache Experimente mit teils spektakulären Resultaten durchgeführt werden können. Gerade die Pflanzenzelle mit all ihren physiologischen Eigenarten repräsentiert ein vorzügliches Anschauungsobjekt, das dem Schüler und Studenten zahlreiche Forschungsmöglichkeiten bietet, unter ihnen die Studie der Cytoplasmaströmung und Plasmolyse. Mit Hilfe selektiver Färbungen lassen sich zudem spezielle Teile der Pflanzenzelle wie etwa der Zellkern, die Zellwand oder der Tonoplast besser sichtbar machen. Im vorliegenden Beitrag sollen einige Experimente, welche für den Unterricht besonders geeignet erscheinen, einer näheren Betrachtung unterzogen werden.

Die einzelne Zelle stellt sowohl im Tier- als auch im Pflanzenreich die Grundeinheit des Lebens dar und ist zu Nährstoffaufnahme, Stoffwechsel, Reproduktion und anderen, das Leben kennzeichnenden Prozessen befähigt. Tierische und pflanzliche Zellen sind grundsätzlich sehr ähnlich organisiert, unterscheiden sich jedoch in zwei wesentlichen Punkten: Die Zellen pflanzlicher Lebewesen verfügen einerseits über eine die Form stabilisierende Zellwand und andererseits über Plastiden, welche der Pflanze ihre autotrophe Lebensweise, das heißt die Photosynthese mit Bildung von organischer Substanz und O_2 aus H_2O und CO_2 ermöglichen. Sowohl bei Tier- als auch bei Pflanzenzellen kommt es im Rahmen höherer Organisationsformen zur Bildung von Zellverbänden, also zu Geweben, welche ihrerseits wiederum die Grundbausteine der Organe darstellen. Zu den pflanzlichen Geweben zählen beispielsweise die Epidermis, die wasser- und nährstoffleitenden Zellverbände (Xylem und Phloem) sowie das Chloroplasten enthaltende Blattgewebe (Mesophyll), während Wurzel, Stamm und Blatt als Organe angesprochen werden können (Nultsch, 1986; Sitte et al., 2002).

In Abbildung 1 ist das grobe Bauschema einer pflanzlichen Zelle mit ihren wichtigsten Bestandteilen dargestellt. Die Zelle nimmt zu meist eine polygonale Form an, welche durch die teils mächtige Zellwand aus Cellulose definiert wird. An die Zellwand dicht angelegt ist das so genannte Plasmalemma – die Zellmembran. Die Zellwand ist an manchen Stellen von

Plasmodesmen, also feinen plasmatischen Verbindungen zwischen benachbarten Zellen durchbrochen. Die interne Organisation der pflanzlichen Zelle ist durch einzelne Zellkompartimente gekennzeichnet, von denen der Zellkern als Ort des Erbmaterials eine übergeordnete Rolle spielt. Die Mitochondrien dienen der Zelle als Energielieferanten, während Endo-

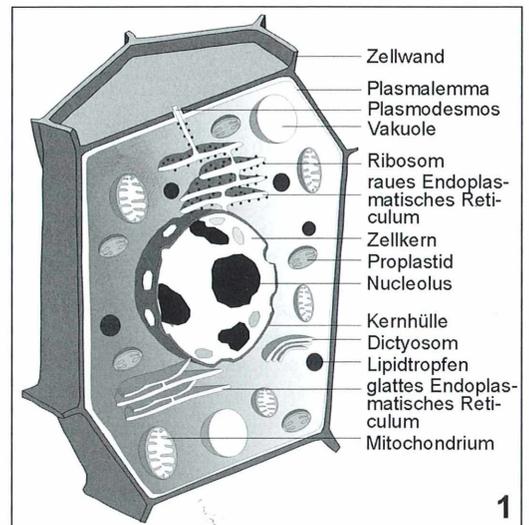


Abb. 1: Schema zur Verdeutlichung von Bau und Organisation einer typischen polygonalen Pflanzenzelle. Im Gegensatz zur tierischen Zelle zeichnet sich die pflanzliche durch eine Zellwand aus Cellulose sowie durch Plastiden aus, wobei letztere die Pflanze zur Photosynthese befähigen.

plasmatisches Reticulum (glattes und raues) und Dictyosomen für die Synthese von Proteinen und Lipiden verantwortlich sind. Die für Pflanzenzellen eigentümlichen Vakuolen stellen von Zellsaft erfüllte und von Protoplasma umgebene Innenräume der Pflanzenzelle dar, wohingegen die Plastiden und ihre Vorstufen – die Proplastiden – Zellorganellen verkörpern. Das System der Pflanzenzelle kann in einer Reihe einfacher Experimente in eindrucksvoller Art und Weise verändert werden, wobei diese Versuche auf der selektiven Durchlässigkeit der Zellmembran für bestimmte Lösungen, der pH-spezifischen Bindung von Farbstoffen an zelluläre Bausteine und der Trägheit einzelner Zellbestandteile beruhen. Im Folgenden sollen einige ausgewählte Experimente näher beschrieben und zudem bildlich dokumentiert werden.

Plasmolyse und Permeation

Pflanzenzellen besitzen in der Regel einen wesentlich höheren Wassergehalt als tierische Zellen, wobei dieses intrazelluläre Wasser nicht nur im Cytoplasma gebunden ist, sondern auch in eigenen Zellsafträumen, den Vakuolen, gespeichert wird. Die Vakuole wird nach außen hin durch eine Membran, den Tonoplasten, abgegrenzt. Es entsteht ein System von Zellkompartimenten, zwischen welchen auf drei Arten ein Austausch von gelösten Stoffen stattfinden kann: 1. durch Diffusion, 2. durch katalytische Permeation und 3. durch aktiven Transport durch die Membran. Bei der Diffusion handelt es sich bekanntermaßen um ein Phänomen, bei welchem sich ein gelöster Stoff infolge seiner thermischen Bewegungsenergie in dem ihm zur Verfügung stehenden Raum gleichmäßig verteilt. Werden zwei Lösungen mit unterschiedlicher Konzentration des gelösten Stoffes zusammengeführt, so folgt aufgrund des Diffusionsprozesses der Konzentrationsausgleich relativ rasch.

Befindet sich jedoch zwischen den beiden Lösungen eine halbdurchlässige (semipermeable) Membran, die sich durch eine starke Durchlässigkeit für das Lösungsmittel auszeichnet, so kommt es zu einer gerichteten, entlang des Konzentrationsgefälles orientierten Diffusion, die gemeinhin als Osmose bezeichnet wird. Bei den pflanzlichen Zellen ist die Zellwand zwar meist für Lösungsmittel und gelöste Stoffe per-

meabel, nicht jedoch das Plasmalemma und der Tonoplast, welche bis zu einem gewissen Grad als semipermeable Membranen agieren. Bringt man deshalb eine Zelle in ein Medium mit höherer Stoffkonzentration als in der Zelle selbst, so beginnt diese Wasser an die Umgebung abzugeben, während in einem Medium mit niedrigerer Stoffkonzentration Wasser aufgenommen wird.

Auf diesen einfachen Prinzipien beruhen die ersten Experimente, wobei die Plasmolyse, also die Ablösung des Protoplasmas von der Zellwand unter Einfluss Wasser entziehender Mittel stattfindet. Dieser Vorgang ist bis zu einem gewissen Grade reversibel – man spricht in diesem Fall von Deplasmolyse. In Abbildung 2a ist die Plasmolyse am Beispiel eines Blättchens des Mooses *Mnium splendens* in einer CaCl_2 -Lösung gezeigt, wobei im konkreten Falle so genannte anakrotische Diffusionszentren ausgebildet werden, welche ein lokales Auftreten des Phänomens bedingen. Ein weiteres Beispiel ist mit der Grünalge *Spirogyra* in Abbildung 2d dargestellt. Die Alge wurde in 0,5-molare Traubenzuckerlösung, also in ein deutlich hypertenisches Medium überführt, weshalb der Protoplast Wasser nach außen abgibt. Ein besonderer osmotischer Effekt ist die so genannte Cytorrhise, bei welcher das Plasmolytikum die Zellwand nicht zu durchdringen vermag und das vollständig aus der Zelle austretende Wasser eine Eindellung der Zellwand bewirkt (Abb. 2b). Mit zunehmender Plasmolyse wird das Plasmalemma für bestimmte Plasmolytika permeabel, was zur Folge hat, dass das Plasma erneut zu quellen und zu expandieren beginnt, wohingegen der Tonoplast impermeabel bleibt, so dass sich das Volumen der Zellsaftvakuole nicht verändert. Das Ergebnis dieses Phänomens wird als so genannte Kappen- oder Tonoplastenplasmolyse bezeichnet (Abb. 2c).

Untersucht man pflanzliche Zellen über einen längeren Zeitraum, so lässt sich eine gewisse, von Fall zu Fall verschieden starke Permeabilität der meisten Biomembranen für gelöste Moleküle und Ionen feststellen. Diese Permeabilität hängt zum einen von der Molekülgröße, zum anderen jedoch auch von der Lipidlöslichkeit (Hydrophobizität) und der elektrischen Ladung des diffundierenden Teilchens ab. Bei der katalytischen Permeation erfolgt der Transport von Molekülen oder Ionen mittels spezifischer Träger, so genannter Car-

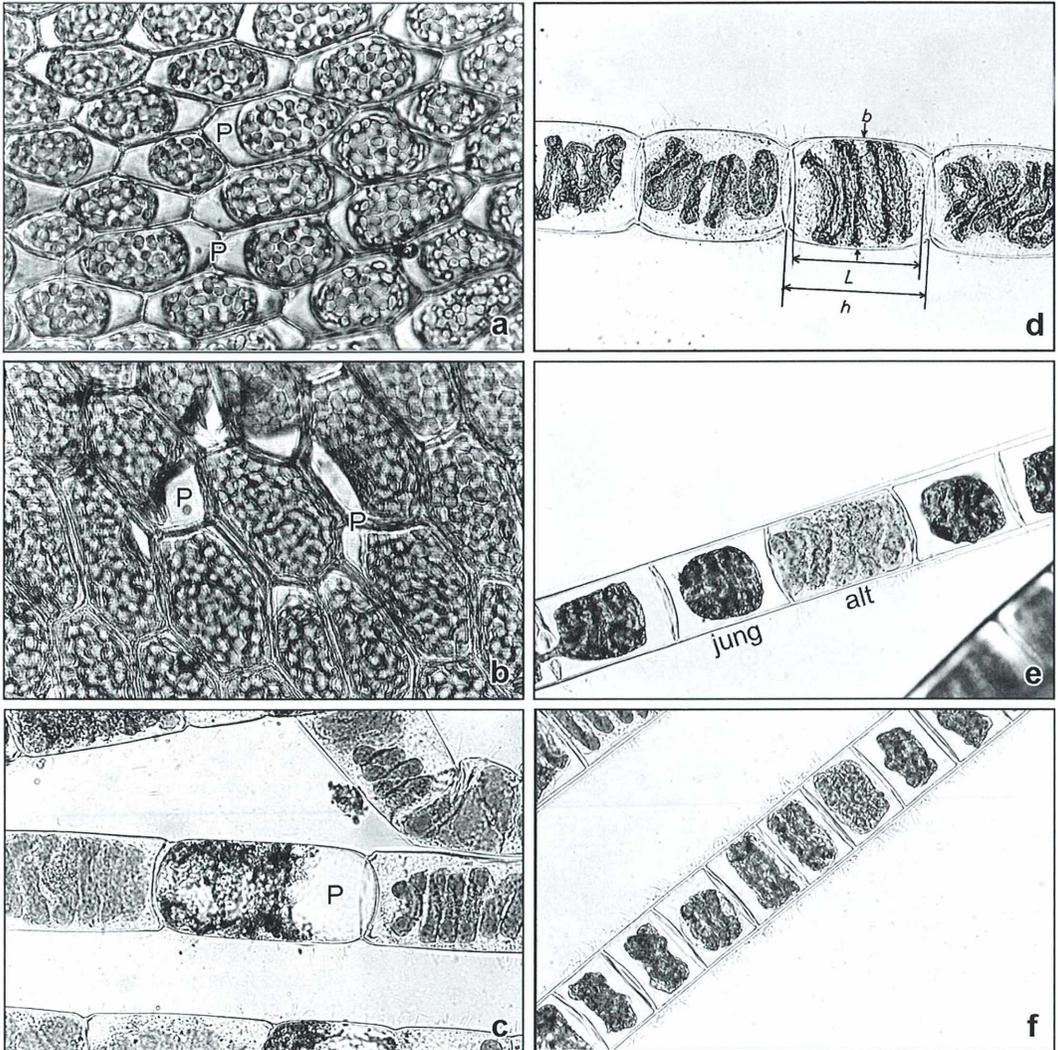


Abb. 2: Plasmolyse und Permeation in verschiedenen Pflanzenzellen. **a** Plasmolyse in *Mnium splendens* (Vergr. 250fach), **b** Cytorrhysis in *Mnium splendens* (Vergr. 300fach), **c** Tonoplastenplasmolyse in *Spirogyra* (Vergr. 200fach), **d** Plasmolyse bei *Spirogyra* (Vergr. 200fach), **e** Harnstoffpermeabilität bei jungen und alten *Spirogyra*-Zellen (Vergr. 200fach), **f** Harnstoffpermeabilität bei einem jungen Zellfaden von *Spirogyra* (Vergr. 200fach). Kenngrößen zur Ermittlung des Plasmolysegrades: **b** Zellbreite, **h** Zelllänge, **L** Länge des plasmolysierten Protoplasten. **P** Plasmolyseorte.

rier, wobei derartige Trägermoleküle die zu transportierende Substanz auf der einen Seite der Membran binden und diese auf der anderen Seite der Membran wieder freisetzen. Besonders eindrucksvoll ist die Permeation von Harnstoff bei *Spirogyra*-Zellen unterschiedlichen Alters, denn alte ausgewachsene Zellen

plasmolysieren in der Harnstoff-Lösung überhaupt nicht; das heißt, der Harnstoff vermag in diese Zellen zu permeieren (Abb. 2e). Bei den kürzeren, jungen Zellen hingegen ist aufgrund der Impermeabilität der Zellmembran für Harnstoff eine entsprechende Plasmolyse erkennbar (Abb. 2e und f).

Einfache Färbungsexperimente – Vitalfärbung

Die Färbung eines pflanzlichen Objektes oder bestimmter Teile desselben hängt im Wesentlichen von zwei Faktoren ab, nämlich von der Permeabilität der Zellwand und Zellmembranen (siehe oben) und von den physikalisch-chemischen Eigenschaften des gewählten Farbstoffes. Die Vitalfärbung verfolgt die Absicht, Stoffwechselffade in lebenden Zellen durch direkte mikroskopische Analyse zu verfolgen, lebende Bestandteile der Zellen elektiv zu färben und physiologische Fragestellungen zu klären. Generell erfolgt die Speicherung eines Farbstoffes im Zellinneren entweder durch chemische oder durch elektrische Bindung, wobei letztere Form der Adsorption gerade bei der Vitalfärbung besondere Bedeutung besitzt.

Eine weitere Möglichkeit der Speicherung basiert schließlich noch auf der Löslichkeit des Farbstoffes, also der stärkeren Affinität zu wasser- oder fettlöslichen Medien. Bezüglich ihrer optischen Eigenschaften stellen die Farbstoffe Substanzen dar, deren Lösungen eine selektive Lichtabsorption zeigen, weshalb diese bei durchfallendem, weißem Licht spezifisch gefärbt erscheinen. Derartige Farbstoffe werden auch als Hellfeldfarben oder Diachrome bezeichnet. Die meisten Farbstoffe sind in wässriger Lösung in Anionen und Kationen aufgespalten, wobei diese so genannte Dissoziation vom pH-Wert der Lösung abhängt. Letztere Eigenschaft bedingt eine weitere wichtige Einteilung in basische und saure Farbstoffe, von denen erstere im sauren Bereich in dissoziierter Form vorliegen, mit zunehmendem pH-Wert jedoch in die undissoziierte Form mit charakteristischer

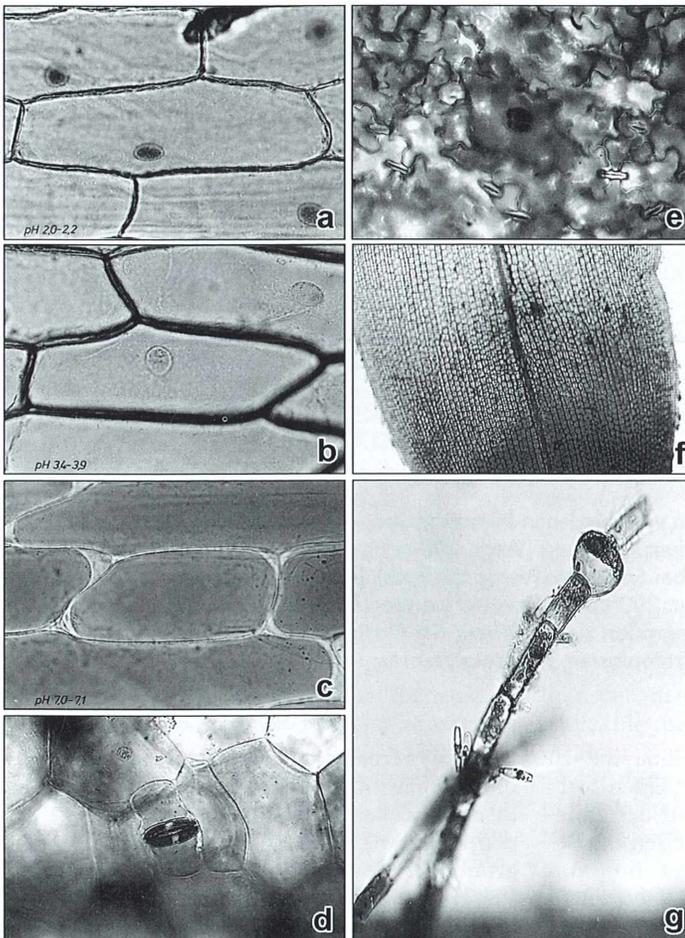


Abb. 3: Vitalfärbungen mit Neutralrot. a–c Färbungen von Epidermiszellen der Zwiebel *Allium cepa* bei unterschiedlichen pH-Werten. a pH 2,0–2,2, b pH 3,4–3,9, c pH 7,0–7,1 (Vergr. 100fach). d–g Elektive Färbungen. d Schließzellen an Blättern von *Zebrina pendula* (Vergr. 150fach). e Hydathoden von *Veronica beccabunga* (Vergr. 100fach). f Auswachszone des wachsenden Blattes von *Helodea densa* (Vergr. 10fach). g Drüsenhäärchen von *Nymphoides peltata* (Vergr. 100fach).

Farbgebung übertreten. Für die sauren Farbstoffe tritt dieses Phänomen in der umgekehrten Richtung auf. Der Umschlagpunkt zwischen dissoziierter und molekularer Form wird auch als Neutralpunkt bezeichnet und liegt für die meisten Farbstoffe im Bereich von pH 7.

In Abbildung 3a–c wurden Epidermiszellen der Zwiebel *Allium cepa* unter verschiedenen pH-Bedingungen (pH 2,0–2,2; pH 3,4–3,9; pH 7,0–7,1) mit dem Farbstoff Neutralrot behandelt, wobei die Färbungen selbst jeweils 10 bis 15 Minuten lang durchgeführt wurden und die Untersuchungsobjekte anschließend mit Pufferlösungen gleichen pH-Wertes ausgewaschen wurden. Der Bildsequenz kann deutlich entnommen werden, dass je nach pH-Wert unterschiedliche Teile der Epidermiszelle zur Färbung gelangen. Bei pH 2,0–2,2 färben sich die Zellkerne, bei pH 3,4–3,9 die Zellwände und bei pH 7,0–7,1 schließlich die Zellsafträume. Auf diese Weise gelingt eine Sichtbarmachung der verschiedenen, oben dargestellten Zellkompartimente einer typischen Pflanzenzelle.

Verfolgt die Färbung in erster Linie den Zweck, bestimmte Zelltypen eines pflanzlichen Organismus hervorzuheben, so wird diese in der Fachsprache als elektiv bezeichnet. In Abbildung 3d–g sind einige sehr augenscheinliche Beispiele für Elektivfärbungen dargestellt, wobei den Anfang die Vitalfärbung von Schließzellen an Blättern von *Zebrina pendula* macht. Zu diesem Zweck wurden die Blätter beziehungsweise einzelne Stücke davon in eine Neutralrotlösung mit dem Verdünnungsfaktor 1:10.000 eingelegt und nach 10 bis 20 Minuten in Leitungswasser ausgewaschen. Die Elektivfärbung von Drüsenhaaren ist am Beispiel von *Veronica beccabunga* (Abb. 3e) und *Nymphoides peltata* (Abb. 3g) dokumentiert, wobei hier die gleiche Versuchsanordnung wie bei *Zebrina pendula* zur Anwendung gelangte. Im Falle von *Veronica beccabunga* werden die kurzstieligen Drüsenhaare als Hydathoden bezeichnet, deren Köpfchen aus zwei Zellen bestehen. Als letztes Beispiel sei hier noch die elektive Färbung auswachsender Zonen eines wachsenden Blattes im Falle von *Helodea densa* erwähnt (Abb. 3f). Letzteres Beispiel zeigt auf eindrucksvolle Weise den Zusammenhang zwischen Entwicklungsstadium und Farbspeicherungsvermögen der Gewebe. Je älter das Blattgewebe ist, desto höher steigt der Speichergrad für Neutralrot an und desto größere Flächen der Blattlamina werden gefärbt. Im dargestellten Fall handelt es sich demgemäß um ein Blatt mittleren Alters.

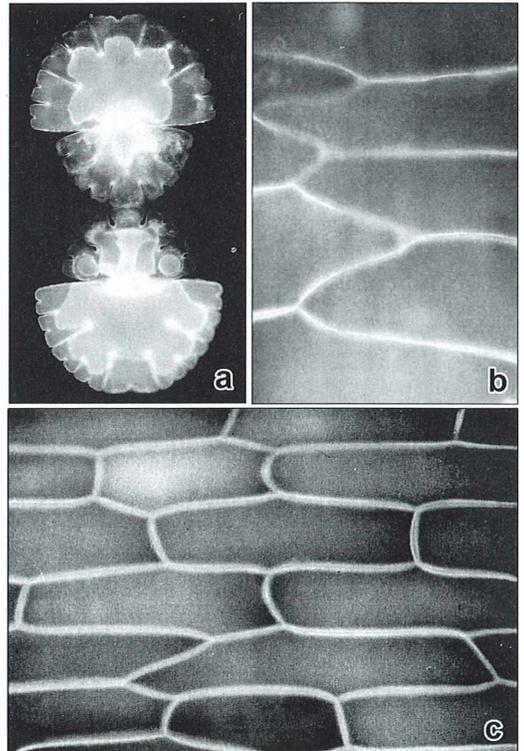


Abb. 4: Fluoreszenzfärbung mit Acridinorange bei ausgewählten Pflanzenzellen. **a** *Micrasterias denticulata* im Zellteilungsstadium (Vergr. 250fach), **b** *Allium cepa* (pH 2–3, Vergr. 250fach), **c** *Allium cepa* (pH 6,5, Vergr. 100fach).

Die Fluoreszenzfärbung, wie sie am Beispiel von *Micrasterias denticulata* und *Allium cepa* in Abbildung 4 dargestellt ist, benötigt zwar einen über das gewöhnliche Schullabor hinausgehenden apparativen Aufwand, bietet dafür aber umso spektakulärere Ergebnisse. Als fluoreszierender Farbstoff gelangt dabei Acridinorange zu Anwendung, welches je nach Konzentrationsgrad unterschiedliche Farbeffekte verursacht. Im Falle der Zieralge *Micrasterias* kann unter dem Fluoreszenzmikroskop ein deutliches optisches Hervortreten des Chloroplasten festgestellt werden (Abb. 4a). Bei der Zwiebel-epidermis lässt sich weiters demonstrieren, dass die Art der Fluoreszenzfärbung vom pH der physiologischen Lösung abhängt. Während bei einem pH-Wert von 2–3 eine helle Verfärbung der Zellwand zu beobachten ist (Abb. 4b), kann bei einem pH-Wert ab 6,5 eine dunklere und kräftigere Verfärbung registriert werden (Abb. 4c).

Zentrifugation von Pflanzenzellen

Die wohl augenscheinlichsten Veränderungen der Pflanzenzelle lassen sich mit Hilfe der so genannten Vitalzentrifugation erzielen, bei welcher durch Einwirkung einer dosierbaren Zentrifugalkraft eine Verlagerung der Organellen in der Zelle beobachtet werden kann. Besonders deutlich erscheint dieses Phänomen an Chloroplasten und Kernen von Algenzellen, wobei die mittels Zentrifugation verursachte Verlagerung dieser Kompartimente nach Beendigung der Krafteinwirkung wieder rückgängig gemacht wird, also einen reversiblen Prozess darstellt. Für die Wiederherstellung des ursprünglichen Verteilungszustandes der Organellen sind neueren Forschungen zufolge hauptsächlich Mikrotubuli und Mikrofilamente verantwortlich.

Zur mikroskopischen Veranschaulichung des oben beschriebenen Effektes wurden Zellen der beiden Grünalgen *Micrasterias denticulata* und *Spirogyra* herangezogen und 5 Minuten lang bei 6000 Umdrehungen pro Minute und 21 °C zentrifugiert (Abb. 5). Wie den Abbildungen 5b und 5d entnommen werden kann, bewirkt eine Krafteinwirkung derartigen Ausmaßes die beinahe komplette Verlagerung der Chloroplasten in eine der beiden Zellhälften. Die Restitution der ursprünglichen Chloroplastenverteilung erfolgt bei den beiden Grünalgen mit unter-

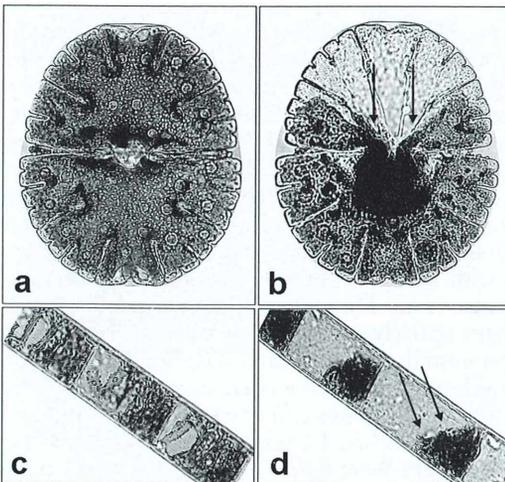


Abb. 5: Vitalzentrifugation am Beispiel der beiden Grünalgen *Micrasterias denticulata* (a, b) und *Spirogyra* (c, d). Vergr. 100fach.

schiedlicher Geschwindigkeit – während dieser Prozess bei *Spirogyra* etwa 30 Minuten in Anspruch nimmt, dauert selbiger bei *Micrasterias denticulata* mehrere Stunden.

Isolation des Protoplasten und Protoplastenverschmelzung

In bestimmten Teilbereichen der Pflanzenphysiologie (Studium von Morphogenese und Regenerationsprozessen) sowie in der Gentechnologie ist es oftmals notwendig, den pflanzlichen Protoplasten von seiner starren, für vielerlei Manipulationen hinderlichen Zellwand zu befreien. Diese Entkleidung der Pflanzenzelle von ihrer Zellulosewand erfolgt heutzutage mit Hilfe von Cellulose abbauenden Enzymen, den Cellulasen, und Pektinasen. In der modernen Forschung werden isolierte Protoplasten vor allem für das Einschleusen fremden Erbgutes, aber auch für die somatische Hybridisierung verwendet. Bei diesem Prozess werden zwei gleiche oder ungleiche Protoplasten in spezifischen Lösungen miteinander zur Verschmelzung gebracht, um letztendlich fortpflanzungsfähige Hybride zu erzeugen.

Für die mikroskopische Dokumentation wurden rote und blaue Blütenblätter sowie grüne Blätter von *Petunia* mit einer Schere zerkleinert, nach Farben getrennt in ein Plasmolytikum überführt und 4 Stunden lang bei einer Temperatur von 25 bis 30 °C behandelt. Nach Entfernung des Plasmolytikums erfolgte die 12-

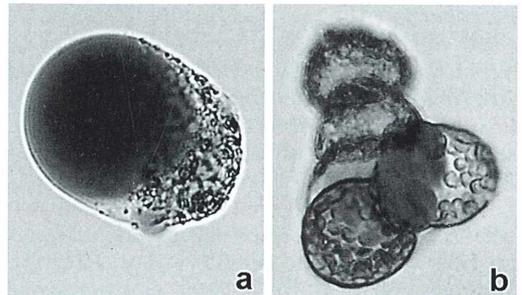


Abb. 6: Protoplastenfusion am Beispiel von Zellen aus roten und blauen Blütenblättern sowie aus grünen Blättern von *Petunia*. a Verschmelzung eines blauen und grünen Protoplasten (Vergr. 400fach). b Fusion von vier grünen und einem roten Protoplasten (Vergr. 300fach).

bis 14-stündige Behandlung der Blätter mit der Enzymlösung, welche das Freisetzen der entsprechenden Protoplasten bewirkte. Zur Protoplastenfusion, deren Ergebnisse in Abbildung 6 dargestellt sind, wurden die isolierten Zellkörper zunächst mit einer Adhäsions- und nachfolgend mit einer Fusionslösung versetzt, wobei letztere Chemikalie die Verschmelzung der Protoplasten herbeiführen sollte. Wie den Abbildungen 6a und b entnommen werden kann, neigten vor allem grüne Protoplasten zur Fusion, welche zum Teil auch durch Mehrfachverschmelzungen zum Ausdruck gebracht wurde. Aber auch Zellkörper von Blütenblättern und grünen Blättern zeigten entsprechende Verschmelzungsprozesse.

Resümee

Im vorliegenden Beitrag wurde der Versuch unternommen, einige Beispiele einfacher pflanzenphysiologischer Experimente zu präsentieren und deren Wert für den Unterricht an Schu-

len und Universitäten zu unterstreichen. Das lebende System der pflanzlichen Zelle ist faszinierend und bietet vielerlei Möglichkeiten für Experimente. Bereits mit Hilfe von einfachsten Versuchsaufbauten lässt sich das osmotische Verhalten von Zellen untersuchen, und nicht wesentlich mehr Aufwand verlangt das Färben einzelner Zellbestandteile oder Zellen innerhalb eines Gewebe- oder Organverbandes. So lässt sich die Schlussfolgerung ziehen, dass die experimentelle Biologie eine durchaus wünschenswerte Erweiterung des Schulunterrichtes darstellen kann.

Literaturhinweise

Nultsch, W.: Allgemeine Botanik, 11. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart 2001.
 Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C.: Strasburger – Lehrbuch der Botanik, 35. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2002.

Verfasser: Mag. Dr. Robert Sturm, Brunnleitenweg 41, 5061 Elsbethen, Österreich

Nachricht

Bericht über das 4. Internationale Mikroskopiker-Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien vom 2. bis 5. Juni 2006

Die ersten der insgesamt 28 Teilnehmer trafen bereits am Nachmittag des 2. Juni im Hotel-Cafe Waitz in Unter-Waltersdorf/Niederösterreich ein. Der Saal und seine Adaptierung fanden bei allen Teilnehmern große Anerkennung. Die Firma Zeiss stellte die benötigten 16 Mikroskope des Typs Axiostar Plus zur Verfügung, wovon sechs mit Polarisationsfiltern ausgerüstet waren. Die Mikroskopische Gesellschaft Wien dankt dem Prokuristen Herrn Ing. Richard Kernbeis, Herrn Kristof Zambo und Herrn Peter Weber von der Firma Zeiss für ihre Unterstützung und ihre Bemühungen auf das herzlichste. Auch soll es nicht versäumt werden, den Firmen Zeiss und Olympus sowie dem Wiener Volksbildungswerk – Freizeit & Kultur für die finanzielle Unterstützung zu danken. Ohne diese Unterstützungen könnte eine derartige Veranstaltung kaum durchgeführt werden. Nach der Begrüßung am Samstagmorgen durch den Präsidenten Prof. Erich Steiner und einer kurzen Einweisung durch den Vizepräsidenten Peter Pavlicek den Ablauf der Veranstaltung betreffend, wurden

Dünnschliffe von Fleckenbasalt und des in Libyen abgestürzten Meteoriten Dar al Gani 742 angefertigt. Da das Wetter durch intensiven Regen die Exkursion zum Pauliberg verhinderte, musste diese auf den Sonntag verschoben werden.

Der Meteorit Dar al Gani 742 ist bestens dokumentiert, und die Beleg- und Vergleichsmuster liegen im Max-Planck-Institut für Chemie in Mainz. Den Teilnehmern muss ein sehr gutes Zeugnis ausgestellt werden, da selbst jene, welche noch nie einen Gesteinsdünnschliff angefertigt hatten, ausgezeichnete Ergebnisse erzielten. Die Dünnschliffe des chondritischen Gesteins-Metall-Meteoriten wie auch des Basaltes sind den Teilnehmern bestens gelungen und riefen bei der Betrachtung im Mikroskop mit polarisiertem Durchlicht helle Begeisterung hervor. Ein Beamerunterstützter Vortrag zum Thema Vulkanismus erläuterte den Teilnehmern die Hintergründe, weshalb und wie es zu Vulkanismus kommt. Der Abend wurde, wie schon gewohnt, bei gutem Essen und Trinken und mit intensiver Fachsimpelei spät beendet.



Abb. 1: Das schlechte Wetter verdarb der Gruppe nicht die gute Laune bei der Exkursion zum Pauliberg.



Abb. 2: Im warmen Saal geht es nach der Exkursion weiter mit dem Mikroskopieren.

Am Sonntagvormittag wurde die verschobene Exkursion zum Pauliberg durchgeführt (Abb. 1), dem einzigen Vulkan, welcher dem Ostalpin aufliegt, und dessen Basalte intensiv abgebaut werden. Die riesigen, eiförmigen Basaltkugeln des Schildvulkanes fanden großes Interesse, und ihre Entstehung wurde von Herrn Peter Pavlicek erklärt. Alle Teilnehmer konnten Proben der unterschiedlichen Basalte mitnehmen. Der Wettergott hatte für die Gruppe großes Verständnis und hielt den Regen so lange zurück, bis wir den Steinbruch wieder verlassen hatten.

Nach der Rückkehr und dem Mittagessen konnten die Teilnehmer dank des Fleißes von Herrn Herbert Palme, welcher die umfangreichen Vorarbeiten zu allen Dünnschliffen geleistet hat, Dünnschliffe von Dolerit-Basalt anfertigen und mikroskopieren (Abb. 2). Die relativ

großen Kristalle dieser Basaltvarietät sind ja auch – besonders im Farbenspiel des polarisierten Lichtes – eine Augenweide.

Danach ging es zum zweiten Programmpunkt „Impakte“ und seine Auswirkungen. Die Dünnschliffe wurden fertig gestellt und mittels Videokamera und Beamer besprochen. Der Arbeitstag wurde mit einem Vortrag über Impakte und ihre Auswirkungen beendet.

Am Montagvormittag zeigte Herr Fritz Posch Aufnahmen von diversen Meteorit-Dünnschliffen und erklärte den Aufbau sowie die mineralogische Zusammensetzung des Meteoritenmaterials. Herr Peter Recher zeigte einen hervorragenden, das Leben im Wassertropfen betreffenden Film, welcher von den Teilnehmern mit intensivem Applaus belohnt wurde. Die Aufnahmen sind ja auch von einmaliger Qualität und zeigen Lebensbilder, welche so noch nie gesehen wurden.

Herr Adof Lohr stellte den Teilnehmern anhand eines eindrucksvollen Beispiels die einfache Handhabung und das Ergebnis des Stapelprogramms „HeliconFocus“ vor, welches auch als Freeware aus dem Internet herunter geladen werden kann.

Die Teilnehmer dankten allen Präsentatoren und den Veranstaltern mit reichlichem Applaus und versicherten, dass dies das bisher schönste Mikroskopikertreffen war. Nach einem wohlschmeckenden Mittagstisch nahm man mit der Versicherung, im Jahr 2007 wiederzukommen, voneinander Abschied.

Peter Pavlicek, Wien

Rasterelektronenmikroskopische Darstellung von Schmelzätzmustern – Präparation von Zahnschmelz zur Veranschaulichung der Schmelzprismen

Johannes Bartsch

Um die Mikromorphologie von Zahnschmelz für das Rasterelektronenmikroskop (REM) sichtbar zu machen, können Schliffpräparate angeätzt werden. Dadurch entsteht an der Oberfläche der Probe das so genannte Schmelzätzmuster. Verschiedene Anschliffrichtungen an den Schmelzpräparaten führen zu unterschiedlichen Schmelzätzmustern, die mit dem räumlichen Verlauf der Schmelzprismen korreliert werden können. Die Schmelzätztechnik, welche die Schmelzprismenstruktur nach Anätzen mit Phosphorsäure ausnutzt, ist seit Buonocore (1955) beschrieben und wird in der Zahnmedizin für die Befestigung beziehungsweise beim Legen von Füllungen angewendet.

Der Zahnschmelz ist die härteste Substanz unseres Körpers. Er entsteht als Produkt zellulärer Leistung. Während der Entwicklung jedes Individuums wird er von den Ameloblasten, den schmelzbildenden Zellen gebildet und kann anschließend nicht mehr aktiv regeneriert werden. Die Ameloblasten bauen den primären (unreifen) Zahnschmelz auf und regulieren seine Reifung. Sie durchleben dabei ihre eigene Differenzierung aus Zellen des inneren Schmelzepithels des Zahnkeims zu sekretorischen, schmelzbildenden und später zu resorbierenden, die Schmelzreifung regulierenden Zellen. Der Zahnschmelz ist ektodermaler Herkunft.

Amelogenese

Im Beginn sondern die Ameloblasten den unreifen Schmelz, die so genannte Schmelzmatrix ab. Sie bewegen sich gemeinsam bei der Produktion der Schmelzmatrix von ihrer Ausgangslage, der späteren Schmelz-Dentin-Grenze, bis zur Endlage, der späteren Schmelzoberfläche.

Durch den Kalziumgehalt dieser überwiegend organischen Matrix kommt es unmittelbar im Anschluss an die Sekretion zur initialen Mineralisation. Die Schmelzmatrix stellt dafür und für die weitere Reifung das Gerüst dar. In ihr wachsen und ordnen sich die Hydroxylapatitkristallite, die den Zahnschmelz bilden. Der an

die Schmelzmatrix angrenzende Ameloblast lenkt mit seiner Zellmembran die Ausrichtung der keimenden Kristallite. Der so genannte Tomés'sche Fortsatz, eine besondere Ausformung am Ende des Ameloblasten, spielt dabei eine wichtige Rolle für die Anordnung der Kristallite und ist damit verantwortlich für die Entstehung der Schmelzprismen.

Die organische Matrix wird in der späteren Phase der Amelogenese fast vollständig von den reiferen Ameloblasten rückresorbiert. Dabei reguliert der Ameloblast auch die Kalziumzufuhr für die sekundäre Mineralisation.

Mikroanatomie des Zahnschmelzes

Der Zahnschmelz ist ein fast rein kristallines Gefüge aus Hydroxylapatit. Ausgereift ist er zusammengesetzt aus 95% Hydroxylapatit, 4% Wasser und 1% organischer Matrix (Anmar Månsson, 1970).

Die Hydroxylapatitkristallite sind hexagonal und messen im ausgereiften Zahnschmelz 40–70 × 26 nm. Sie haben eine durchschnittliche Länge von 160 nm (Hellwig et al., 2003). Einige Autoren beschreiben ihre Länge als nicht bestimmbar. Es wird dabei die Ansicht vertreten, dass sie von der Schmelz-Dentin-Grenze ununterbrochen bis zur Oberfläche verlaufen können (Orams et al., 1976). Die Hydroxylapatitkristallite im Zahnschmelz sind

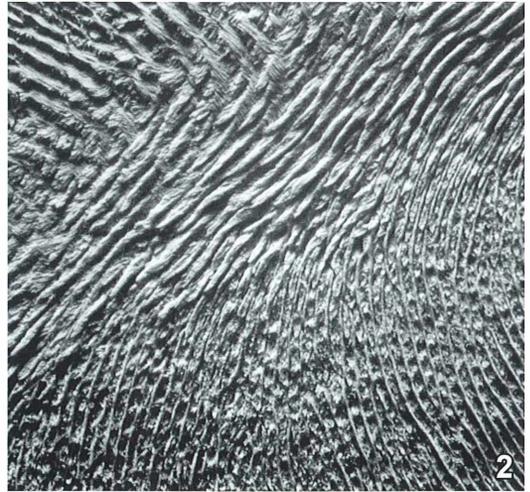
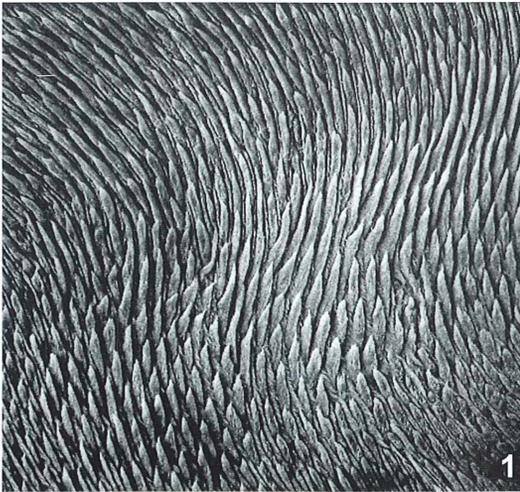


Abb. 1: Rinderschmelzprobe. Zu erkennen sind die zur Schliiffebene ein- und ausschwingenden Prismenstäbe. Vergr.: 600fach. – Abb. 2: Schmelzätzmuster an einem Rinderzahn. Man erkennt den Richtungswechsel des Prismenverlaufs und die Hunter-Schreger'sche Streifung. Vergr.: 500fach.

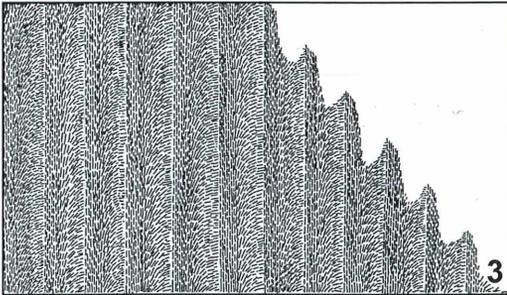


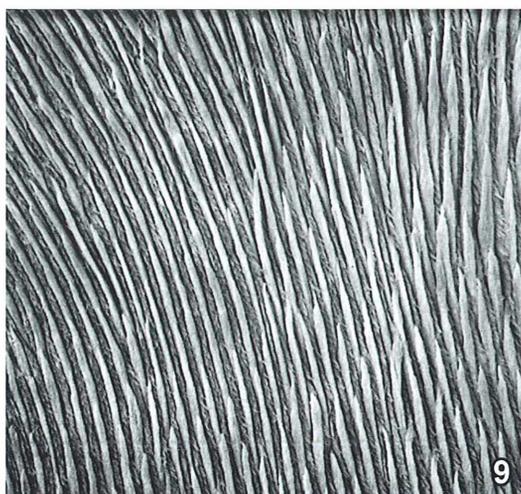
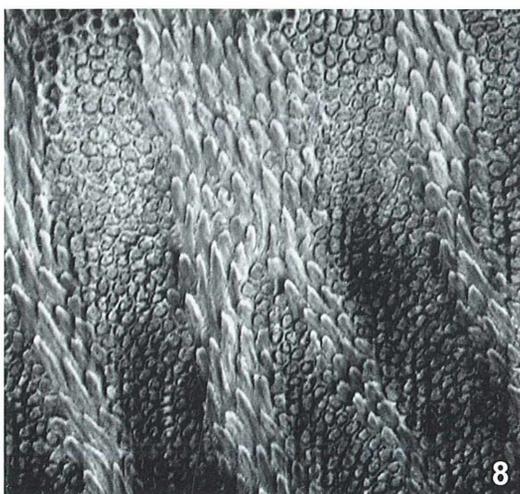
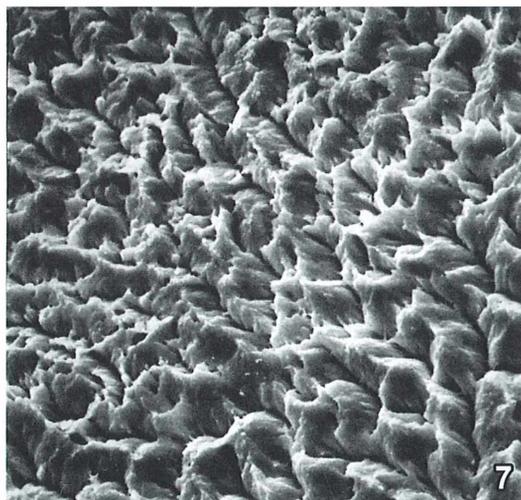
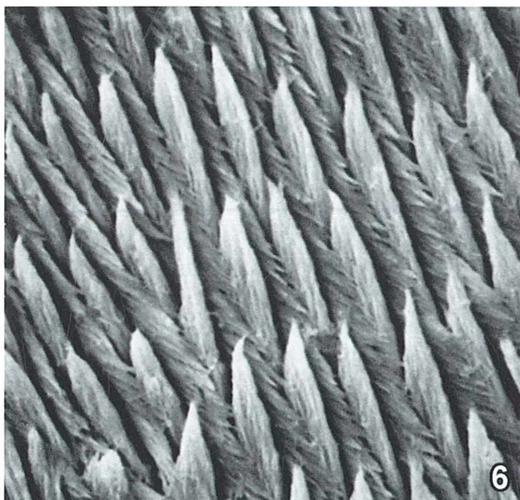
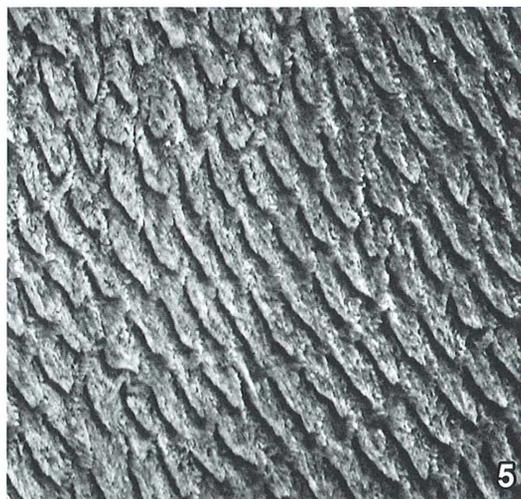
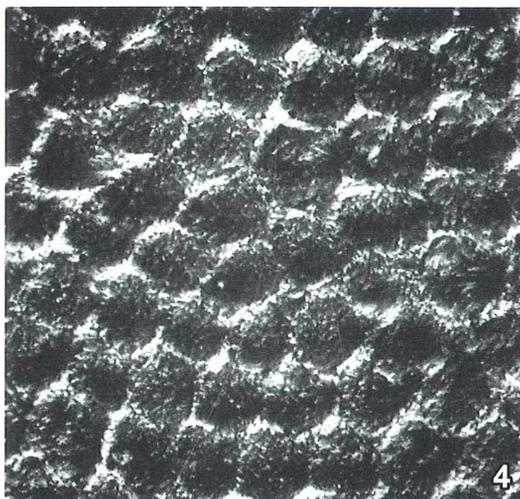
Abb. 3: Die Zeichnung schematisiert, wie die Kristallite durch ihre Formatierung die Metastruktur der Prismen bilden. Fällt man eine Linie durch die Zeichnung, unterscheiden sich die mehr senkrecht getroffenen Kristallite von denen, die mehr längs zur Oberfläche liegen. Im rechten Teil des Bildes ist dargestellt, wie diese an der durch einen Anschliff von 45 Grad zum Prismenverlauf gerichteten Oberfläche durch das Ätzen selektiv entfernt wurden.

wesentlich größer als die, welche dem Knochen seine Härte verleihen.

Im Säugetierzahnschmelz bilden die dicht gepackten Hydroxylapatitkristallite durch ihre Ausrichtung eine Metastruktur: Schmelzprismen und interprismatische Substanz. Beide Strukturen bestehen aus Hydroxylapatitkristalliten. Sie unterscheiden sich kaum in der Zusammensetzung oder Dichte, jedoch durch die primäre Ausrichtung der Kristallite. Dabei liegen diese in der Mitte der Schmelzprismen in Längsrichtung und fiedern sich zum Rand hin auf. Die Schmelzprismen des menschlichen Zahnschmelzes messen im Querschnitt etwa 5 μm (Meckel et al., 1965). Jeweils vier Ameloblasten sind an der Entstehung eines Prismas beteiligt.

Die Prismenstäbe verlaufen durchgehend, beginnend nahe der Schmelz-Dentin-Grenze bis zur Schmelzoberfläche oder bis zu einer oberflächigen Schicht aus prismenfreiem Schmelz.

Abb. 4: Honigwabenartiges Schmelzätzmuster an menschlichem Zahnschmelz. Die Schmelzprismen ► messen im menschlichen Zahnschmelz etwa 5 μm im Querschnitt. Vergr.: 1.500fach. – Abb. 5: Fischschuppenartiges Schmelzätzmuster an menschlichem Zahnschmelz. Vergr.: 800fach. – Abb. 6: Palisadenförmiges Schmelzätzmuster an einem Rinderzahn. Vergr.: 2.000fach. – Abb. 7: Granuläres Schmelzätzmuster an Rinderzahnschmelz. Vergr.: 1.500fach. – Abb. 8: Gemischtes Schmelzätzmuster an einem Mardereckzahn. Vergr.: 400fach. – Abb. 9: Schmelzätzmuster an Rinderzahnschmelz. Die Prismen wurden nahezu längs getroffen. Vergr.: 750fach.



Die Entstehung des prismenfreien Schmelzes korreliert mit der Ameloblastendifferenzierung. Im Anfang der Amelogenese ist der Tomés'sche Fortsatz des Ameloblasten noch nicht ausdifferenziert, am räumlichen sowie zeitlichen Ende der Schmelzsekretion hat er sich weitgehend zurückgebildet. Somit kommt es an der Schmelz-Dentin-Grenze und an der Oberfläche des Zahnes zu einer Schicht prismenfreien Schmelzes. Diese Schicht prismenfreien Schmelzes kann mehr oder weniger stark ausgeprägt sein (Whittaker, 1982).

Während die Ameloblasten die Schmelzmatrix und damit die Vorlage für die Schmelzprismen sezernieren, bewegen sie sich gemeinsam durch den späteren Schmelzdurchmesser. Man kann sagen, dass der Prismenstabverlauf das versteinerte Abbild der Ameloblastenbewegung darstellt. Aus dem Weg der Ameloblasten resultiert für die Schmelzprismen ein räumlich geschwungener Verlauf (Abb. 1). Durch diese synchron geführten Kurven der Prismen entsteht eine weitere Metastruktur im Längsschnitt: Es differenzieren sich Schmelzbereiche, in denen aus der Schliffebene ausschwingend Stabreihen quer (Diazonien) von solchen, in denen zur Schliffebene parallel verlaufende Stabreihen längs (Parazonien) getroffen werden (Abb. 2). Diese als Hunter-Schreger'sche Streifung bezeichnete Metastruktur wurde durch die Lichtmikroskopie entdeckt und nach den Anatomen John Hunter (1728–1793) und Christian Heinrich Theodor Schreger (1768–1833) benannt.

Entstehung der Schmelzätzmuster

Abhängig vom Verlauf der Schmelzprismen zu der Querschnittsrichtung der Probe, ergeben sich unterschiedliche Einfalls- oder Ausfallswinkel der Prismen zur präparierten Oberfläche. Die Hydroxylapatitkristallite liegen dementsprechend in unterschiedlichen Winkeln zur Oberfläche angeordnet. Durch die Ordnung in Schmelzprismen ergeben sich regelmäßige Muster. Ein im Rasterelektronenmikroskop besonders gut sichtbares, kontrastreiches Relief entsteht durch das selektive Auswaschen der Prismenstruktur mit einer sauren Lösung. Dabei werden Kristallite, die senkrecht zur Oberfläche angeordnet sind, leichter gelöst und Regionen, in denen sie längs ausgerichtet sind, bleiben besser erhalten. Ein so genanntes Schmelzätzmuster entsteht. Die Zeichnung (Abb. 3) soll den be-

schriebenen Hergang veranschaulichen. Je nachdem wie der Prismenverlauf durch den Anschlag getroffen wurde, resultieren honigwabenartige (Abb. 4), fischschuppenartige (Abb. 5), palisadenartige (Abb. 6), granuläre (Abb. 7) oder gemischte Schmelzätzmuster (Abb. 8).

Schmelzproben aus Rinderschneidezähnen, aus einem Mardereckzahn und von verschiedenen menschlichen Zähnen wurden für die Aufnahmen wie folgt präpariert: Jede Schmelzprobe wurde plan geschliffen und mit 36%iger Phosphorsäure für einige Sekunden angeätzt, anschließend mit Wasser abgespült und im Wärmeschrank getrocknet. Nach einer Goldbesputterung konnten die Proben rasterelektronenmikroskopisch ausgewertet werden.

REM-Bilder

Aus dem beschriebenen Vorgang können unzählige Bildvariationen entstehen. Da sich diese kontrastreichen Darstellungen des Rasterelektronenmikroskops durch unsere Wahrnehmung meistens sehr gut räumlich interpretieren lassen, sind die Bildresultate oft anschaulich und sogar kurzweilig.

Trifft der Anschlag die Schmelzprismen senkrecht, sind der Querschnitt und damit der Durchmesser erkennbar (Abb. 4). Ist die Oberfläche des Präparats dagegen längs der Prismen ausgerichtet, kann der Verlauf der Prismenstäbe erkennbar werden (Abb. 9).

Danksagung

Sämtliche Bilder sind an einem Zeiss DSM-950 Rasterelektronenmikroskop der Universitätsklinik für Zahn-, Mund- und Kieferheilkunde der Albert-Ludwigs-Universität Freiburg im Breisgau im Rahmen der Promotionsarbeit des Autors bei Herrn Professor Dr. H. F. Kappert, Abteilung experimentelle Zahnheilkunde, entstanden. Ihm sei auch an dieser ungewohnten Stelle für seine Betreuung mein Dank ausgesprochen. Außerdem möchte ich mich herzlich bedanken bei Herrn PD Dr. H.-J. Wenz für das Korrekturlesen meines Artikels.

Literaturhinweise

- Anmar Månsson, B.: Studies on the distribution and ultrastructure of the main components in human dental enamel. Dr. Odont. Thesis, Stockholm 1970.
 Buonocore, M. G.: A simple method of increasing the adhesion of acrylic filling materials to enamel

- surfaces. *Journal of Dental Research* 34, 849–853 (1955).
- Hellwig, E., Klimek, J., Attin, T.: Einführung in die Zahnerhaltung. Elsevier Verlag, München 2003.
- Meckel, A. H., Griebstein, W. J., Neal, R. J.: Structure of mature human dental enamel as observed by electron microscopy. *Archives of Oral Biology* 10, 775–783 (1965).
- Orams, H. J., Zybert, J. J., Phakey, P. P., Rachinger, W. A.: Ultrastructural study of human dental enamel using selected area argon-ion-beam thinning. *Archives of Oral Biology* 21, 663–675 (1976).
- Whittaker, D. K.: Structural variations in the surface zone of human tooth enamel observed by scanning electron microscopy. *Archives of Oral Biology* 27, 383–392 (1982).

Zum Weiterlesen

- Alt, K. W., Türp, J. C.: Die Evolution der Zähne. Phylogenie – Ontogenie – Variation. Quintessenz Verlag, Berlin 1996.
- Schroeder, H. E.: Orale Strukturbiologie: Entwicklungsgeschichte, Struktur und Funktion normaler Hart- und Weichgewebe der Mundhöhle und des Kiefergelenks. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1992.

Verfasser: Dr. med. dent. Johannes Bartsch, Oskarsplatsen 7, 70213 Örebro, Schweden

Kurze Mitteilung

Mykorrhiza bei einem Lebermoos

Die Moose (Bryophyta) werden allgemein als die ältesten lebenden Landpflanzen betrachtet. Der Thallus der Arten der als primitiv angesehenen Gattung *Treubia* ist dadurch charakterisiert, dass sie reichlich Schleim ausscheidet, eine Eigenheit, die man sonst nur bei der unterirdisch lebenden Gattung *Haplomitrium* findet. Der zentrale Strang in der Mittelrippe des Thallus von *Treubia* hat eine einzigartige histologische Organisation: Er ist nämlich intra- und interzellulär mit einem globulären Pilz infiziert. Der Pilz dringt durch Spalten in der ventralen Epidermis längs der Mittelrippe ein und kolonisiert von dort aus das Parenchym. Oberhalb der Zone der intrazellulären Kolonisation befindet sich ein Gewebe, in welchem die interzellulären Räume ganz mit Schleim gefüllt sind, der von dem eingedrungenen Pilz produziert wird. Während die Zellwände des Lebermooses mit PAS (Periodic Acid Schiff) eine intensive Purpurfärbung auf unlösliche Kohlenhydrate ergeben, färben sich die interzellulären Räume und der externe Schleim mit Quecksilber-Bromphenolblau, was auf Proteine hinweist. Nach Vorbehandlung mit Protease verschwindet die Proteinfärbung. Der im Thallus vorhandene

Schleim unterscheidet sich in Menge und Ausscheidung von dem durch apikale Haare oder Papillen bei Moosen und Lebermoosen ausgeschiedenen Schleim.

Bleibt die Frage nach der Funktion der Schleimmassen, die durch Absorption von externem Wasser beträchtlich aufschwellen können. Der Schleim dürfte als Wasservorrat fungieren, der gleichzeitig bei gelegentlicher Austrocknung die Thalli schützt. Die Abwesenheit von Mikroorganismen in den Schleimballen weist auf antimikrobielle Eigenschaften hin.

Die Assoziation dieser Lebermoose mit anscheinend symbiontischen Pilzen könnte ein Hinweis auf frühe Stadien der Evolution sein.

Literaturhinweis

- Duckett, J. G., Carafam, A., Ligrone, R.: A highly differentiated glomeromycotean association with a mucilage-secreting, primitive antipodean liverwort *Treubia* (Treubiaceae): clues to the origins of mycorrhizas. *American Journal of Botany* 93, 797–813 (2006).

H. F. Linskens, Nijmegen

Die Wurzeln der Malayenblume – Bau und Evolution der Haftwurzel der Orchidee *Phalaenopsis amabilis**

Erich Lühje

Ein bodenständiges Unternehmen will hoch hinaus. Es wechselt seinen Standort, legt Abteilungen still, verteilt Aufgaben neu, führt zusätzliche ein. Dabei gibt es auch Tote. Die leisten allerdings an entsprechender Stelle ganze Arbeit für ihre Firma. Kein wirrer Krimi, sondern Aktenauszüge aus der Naturgeschichte einer Orchidee.

Der Grundbauplan einer Blütenpflanze ist jedem Naturfreund geläufig: Wurzel, Stängel, Blätter, Blüte. Die Wurzel wächst in der Erde, befestigt den übrigen Pflanzkörper am Standort und versorgt ihn mit Wasser sowie Bodensalzen. Aber wie in der technischen Entwicklung gilt auch in der Evolution: Änderungen, die dem Fortschritt dienen, vorbehalten.

In die Luft gegangen

Eine gravierende Änderung der archetypischen Pflanzengestalt haben wir zum Beispiel in der Orchideengattung *Phalaenopsis* vor Augen, deren farbenprächtige Blütenstände heute viele

Fensterbänke zieren. Diese Epiphyten haben das Erdreich als Standort, Wasser- und Nährsalzlieferanten verlassen und wachsen in der Regel auf Bäumen. Im Handel muss sich *Phalaenopsis* als Topfpflanze mit einem groben Substrat (Brockentorf) begnügen. Darin sitzt ein Teil ihrer Wurzeln, während weitere über den Topfrand hinauswachsen (Abb. 1). Solche Luftwurzeln sind mit einem silbergrauen, lockeren, schwammigen Gewebe, dem Velamen radicum, überzogen und lassen eine grüne Wurzelspitze erkennen. Schon diese wenigen Merkmale weichen von einer typischen Erdwurzel erheblich ab. Es lohnt sich also, die *Phalaenopsis*-Wurzel mikroskopisch zu untersuchen und ihre Abweichungen vom Grundschemata unter evolutionen Aspekten zu analysieren.

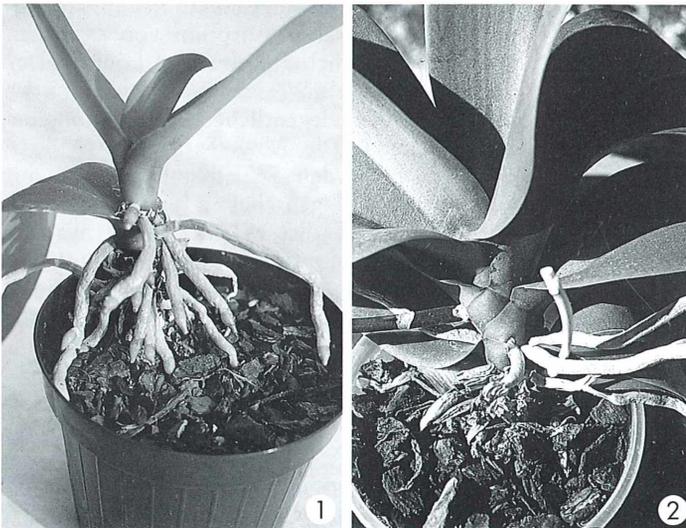


Abb. 1: *Phalaenopsis*-Pflanze mit jungen Luftwurzeln. – **Abb. 2:** Am Spross der Orchidee entspringen Stängel und Luftwurzeln an gleichen Stellen.

* Nach einem Beitrag zur 4. Berliner Mikroskopierwoche am 19.5.2006

Wurzel oder Stängel?

Die auffälligen Auswüchse der Nachtfalter-Orchidee (auf die Blütenform bezogener griechischer Gattungsname) werden zwar stets als Luft- beziehungsweise Haftwurzeln bezeichnet, aber dem Anschein nach könnten es auch Seitentriebe sein. Denn wie die Stängel der Blütenstände entspringen auch die fraglichen Organe seitlich aus dem Spross (Abb. 2). Ihre Anordnung im Gefüge der Pflanzenorgane (Homologie-Kriterium der Lage; vgl. hierzu und im Folgenden Remane et al., 1976) lässt also noch keine Entscheidung zu. Klarheit schafft das Kriterium der speziellen Qualität: Sprossachse und Wurzel sind im Inneren unterschiedlich aufgebaut (Abb. 3 und 4). Ein Querschnitt zeigt: Bei den fraglichen Gebilden handelt es sich eindeutig um sprossbürtige (Adventiv-)Wurzeln (Abb. 5 und 6).

Welche Umgestaltungen sind an dem ursprünglich erdgebundenen Organ nach seinem evolutionen Aufstiege an die Oberwelt festzustellen?

Anpassungen an den neuen Standort

Stärkehaushalt

Nimmt eine silbrige *Phalaenopsis*-Wurzel von außen Wasser auf, erscheint sie sattgrün. Erwartungsgemäß finden wir auf Querschnitten Chloroplasten in der Rinde (Abb. 7). Generell gilt: Das primäre Rindenparenchym der Wurzel ist in der Regel frei von Chlorophyll, es ist aber in der Lage Chloroplasten zu entwickeln. So ergrünen etwa Weizenwurzeln am Licht (Esau, 1969). Während es sich hier um eine modifikative, vom irregulären Lichtzutritt abhängige Ergrünung handelt, hat die Licht exponierte *Phalaenopsis*-Wurzel ihre Chloroplasten zur Dauer-einrichtung gemacht. Aus dem vormals unterirdischen Stärke-Speicher ist beim Epiphyten ein Stärkeproduzent geworden (Funktionswechsel).

Wasser- und Nährsalzaufnahme

Erhebliche Veränderungen erforderte die Metamorphose von der Erd- zur Luftwurzel im Be-

Abb. 3: Querschnitt durch einen Monokotyledonen-Stängel (Mais) (aus Strasburger, 1905). – **Abb. 4:** Querschnitt durch eine Monokotyledonen-Wurzel (Küchenzwiebel) (aus Strasburger, 1905). En Endodermis, Ep Reste der Epidermis, Ex Exodermis, G Gefäßbündel, Gg Grundgewebe des Zentralzylinders, P Pericykel, pR primäre Rinde, Zz Zentralzylinder.

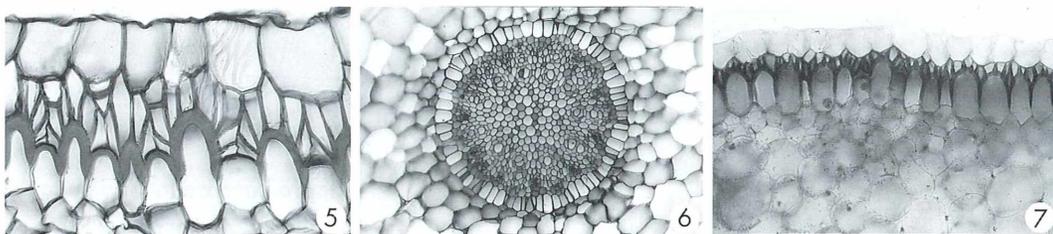
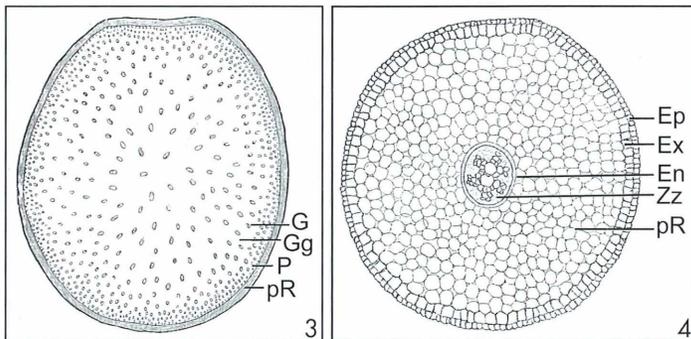


Abb. 5: Querschnitt durch die *Phalaenopsis*-Wurzel mit einzelligem Velamen radicum, mehrzelliger Exodermis und anschließenden Rindenzellen. Unter der 2. vollständigen Velamenzelle von rechts ist eine Durchlasszelle der Exodermis. Vergr. ca. 140fach. – **Abb. 6:** Querschnitt durch eine *Phalaenopsis*-Wurzel mit Rinde und Zentralzylinder. Vergr. ca. 35fach. – **Abb. 7:** Die Wurzelrinde unterhalb der dunkel angefärbten Exodermis enthält Chloroplasten. Vergr. ca. 70fach.

reich der Wurzelhaut (Rhizodermis, Wurzel-epidermis). Eine Erdwurzel bildet in der Regel zahllose Wurzelhaare aus, mit denen sie Wasser und anorganische Bodensalze aufnimmt (Abb. 8). Diese besitzen eine dünne Zellwand, welche den Stoffdurchtritt nicht behindert. Als lebende Zellen bauen die Wurzelhaare gegenüber der Bodenlösung eine osmotische Saugkraft auf. Im Austausch zu mineralischen Nährstoffen geben sie hauptsächlich die Ionen der ausgeatmeten Kohlensäure ab. An ihrer klebrigen Außenschicht haften Bodenpartikel. Diese Schleimhülle bietet Stickstoff fixierenden Bakterien ein günstiges Wachstumsmilieu (Raven et al., 2000). Die bakteriell hergestellten Stickstoffverbindungen können von der Wurzel aufgenommen werden.

Im neuen Medium Luft besteht die *Phalaenopsis*-Rhizodermis aus toten Zellen (Abb. 5). Sie wird jetzt Velamen radicum genannt (lat.: Hülle der Wurzeln). Dieses Gewebe ist bei kleineren Orchideen, die nur Haftwurzeln entwickeln, einschichtig (Kaussmann-Schiewer, 1989). So liegt der Fall auch bei unserer *Phalaenopsis*-Art. Typische Nähr- und Speicherwurzeln (u.a. auch bei *Phalaenopsis*-Arten) besitzen dagegen in der Regel ein mehrschichtiges Velamen. Zur aktiven Aufnahme von Wasser und Nährstoffen ist das tote Velamen nicht befähigt. Es saugt indes wie ein Schwamm das Niederschlagswasser auf und hält es fest (Funktionswechsel). Die Wasseraufnahme durch das Velamen erfolgt auf kapillarem Wege. Das Wasser tritt durch präformierte Löcher in das Gewebe ein und breitet sich durch solche im ganzen Gewebe aus. Dabei wird die Luft in den abgestorbenen Zellen verdrängt, und sie füllen sich mit Wasser. Fehlen diese präformierten Löcher, dann saugen sich zunächst die trockenen Wände voll Wasser. An den Innenwänden der Zellen bilden sich Was-

serfilme, die sich infolge ihrer Oberflächenspannung kontrahieren und gleichzeitig Wasser von außen nachziehen (Kohäsionskräfte) (Kaussmann-Schiewer, 1989).

Verankerung am Standort

Damit sind die Umgestaltungen an unserem Untersuchungsobjekt aber erst halb erfasst. Das zeigen Schnitte durch Kontaktstellen zwischen Wurzel und Rinde (bzw. Topf-Substrat; Abb. 10–12). Bei den zu Haftwurzeln umgewandelten Luftwurzeln der Epiphyten wachsen die Epidermiszellen zu langen Haftflächen aus, die sich der Substratoberfläche dicht anschmiegen und durch Ausscheiden einer amorphen Kittsubstanz fest verbinden (Mergner, 1992). Die Verklebung mit dem Substrat gewinnt im Vergleich zu einer Erdwurzel jetzt die Bedeutung einer Nebenfunktion, welche aus einem ursprünglichen Nebeneffekt hervorgegangen ist. Denn auch im Boden verklebt sich die schleimige Außenschicht der Wurzelhaare mit dem Substrat (Abb. 8), leistet damit aber keinen (wirksamen) Beitrag zur Verankerung der Pflanze (belangloser Nebeneffekt). Diese erfolgt dadurch, dass die Wurzel in ihrer Gesamtheit in das Bodengefüge eingebettet ist. Die Malayenblume nutzt die Kittsubstanz zur Befestigung an einem Ast (wichtige Nebenfunktion; Hauptfunktion der Wurzel bleibt natürlich die Wasser- und Nährsalzaufnahme).

Kontrolle der Stoffaufnahme

Wie alle Monokotylen (einkeimblättrige Pflanzen) besitzt auch die *Phalaenopsis*-Wurzel unter der Rhizodermis eine Exodermis (Abb. 5). Während die inneren, großen Zellen der Exodermis Zellkerne besitzen – mithin leben –, sind in den äußeren, kleineren Zellen kaum einmal Kerne auszumachen (Abb. 13). Die verstärkten,

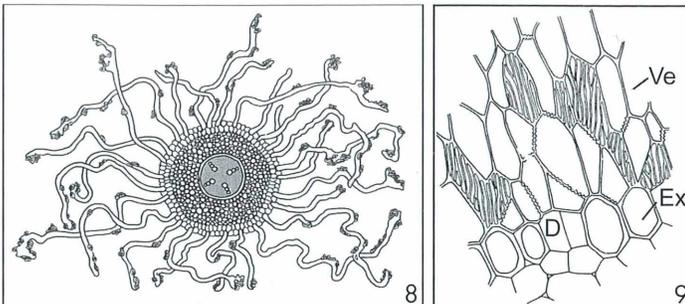


Abb. 8: Erdwurzel mit Wurzelhaaren und anhaftenden Bodenpartikeln (aus Strasburger, 1991). – Abb. 9: Mehrschichtiges Velamen radicum (Ve) einer (anderen) *Phalaenopsis*-Art. D Durchlasszellen, Ex Exodermis (aus Kaussmann-Schiewer, 1989).

lignifizierten und verkorkten Exodermiswände, die zudem einen Caspary-Streifen besitzen, blockieren den Weg der gelösten Bodenmineralien am Zellinneren vorbei und unterwerfen sie der

Kontrolle des Plasmas. Der Durchtritt des Nährstoffstromes in die grünen Rindenzellen erfolgt kontrolliert an besonderen Durchlasszellen (Abb. 14).

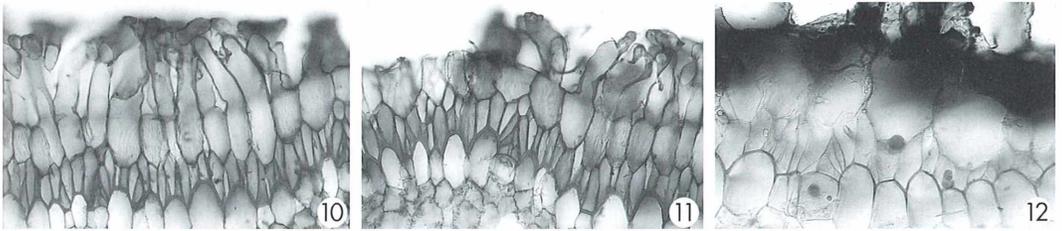


Abb. 10: Lebende Wurzelhaare der Rhizodermis an einer Kontaktstelle mit dem Substrat (dunkel). Vergr. ca. 70fach. – **Abb. 11:** Übergang der Rhizodermis zu einer Kontaktstelle mit dem Substrat. Links tote Velamenzellen, rechts zu Haaren ausgewachsene lebende Zellen. Vergr. ca. 70fach. – **Abb. 12:** Jüngerer Wurzelabschnitt mit noch wenig verstärkten Exodermiszellen. In einer Durchlasszelle (links), einer Haarzelle (Mitte) und einer kleinen Exodermiszelle (rechts) angefärbte Zellkerne. Dunkel: Substrat. Vergr. ca. 100fach.

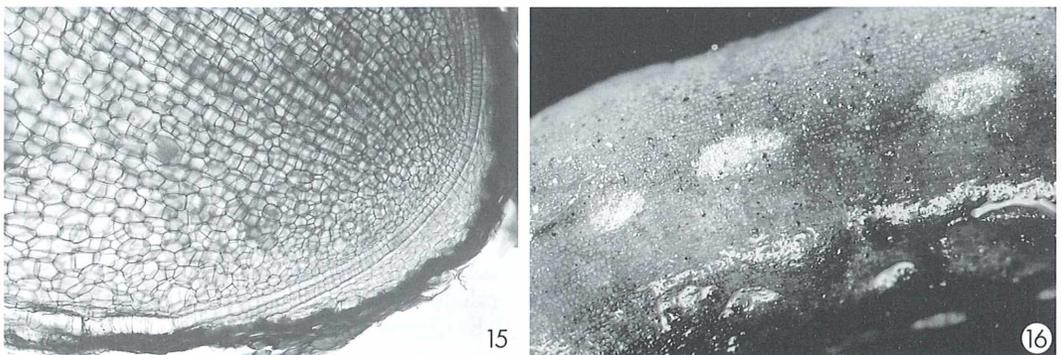
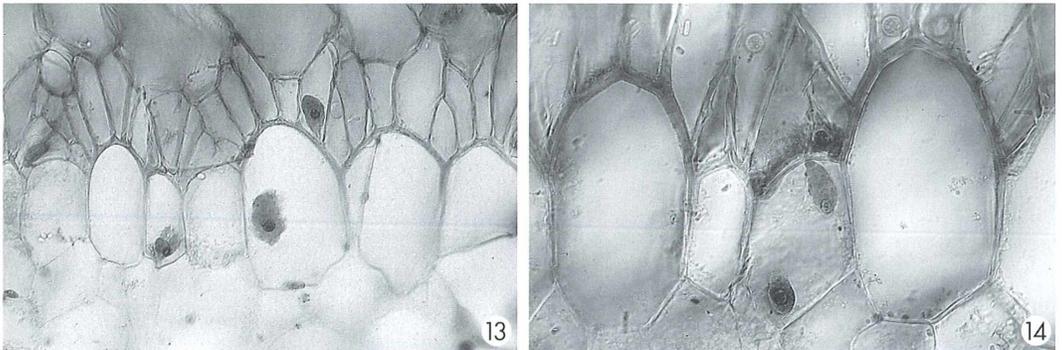


Abb. 13: Junges Stadium der Exodermis; die 1. und 4. vollständige Zelle sind Durchlasszellen. Kerne in einer großen und einer kleinen Zelle angefärbt. Vergr. ca. 210fach. – **Abb. 14:** Durchlasszelle (Mitte) in der Exodermis. In drei kleinen Exodermiszellen liegen Algen aus dem Velamen, die beim Schneiden verschleppt wurden. Vergr. ca. 325fach. – **Abb. 15:** Wurzelspitze (Längsschnitt) mit Übergang von lebenden Rhizodermiszellen zu toten, leeren Velamenzellen. Vergr. ca. 16fach. – **Abb. 16:** Nasse Wurzel mit durchsichtigem Velamen; darunter ist die grüne Rindenschicht sichtbar. Weiße Velamenflecken mit geschlossenen, lufthaltigen Zellen. Vergr. ca. 10fach.

Was hat sich gegenüber der ursprünglichen Erdwurzel geändert? Auch hier gelangt das Bodenwasser mit seinen Mineralien auf mehreren Wegen ins Wurzelinnere. Allerdings können im Erdreich bereits die lebenden Wurzelhaare Bodenstoffe mit ihren Plasmamembranen kontrollieren und gegebenenfalls zur eigenen Verwendung oder Weiterleitung aufnehmen. Das ist in den toten Velamenzellen nicht möglich. Die erste Kontrolle der Bodenstoffe findet ersatzweise in der Exodermis statt. Es handelt sich also um eine Substitution: Die Funktion der Kontrolle bleibt, aber das ausführende Organ wechselt von der Rhizo- zur Exodermis.

Funktion der Wurzelspitze

Die Spitze der *Phalaenopsis*-Wurzel erscheint frisch grün und hebt sich damit von den älteren, silbrig schimmernden Abschnitten ab (Abb. 1). Das deutet darauf hin, dass sie noch nicht von toten, lufthaltigen Velamenzellen umhüllt wird, sondern von einer noch lebenden Rhizodermis (Abb. 15). Wie die Spitze einer Erdwurzel bildet sie an ihrem Vegetationspunkt fortgesetzt neue Zellen und bedingt damit das Wachstum des Organs. Freilich muss sie dabei nicht den empfindlichen Wachstumspunkt durch das Erdreich vorschieben, was die Erdwurzel mit einer Schleimschicht ermöglicht. Man nimmt an, dass diese Schleimhülle, zumindest teilweise, von der Wurzelhaube gebildet wird (Raven et al., 2000). Dabei verschleimen die Wände der äußersten, ältesten Haubenzellen (Strasburger, 1991). Bei Haftwurzeln epiphytischer Orchideen entfällt diese Aufgabe (Funktionsverlust); die Wurzelhaube wird zurückgebildet oder fehlt völlig (Mergner, 1992).

Arbeitsanregungen

Wie man sieht, bietet die mikroskopische Untersuchung einer *Phalaenopsis*-Wurzel interessante Einblicke in typische Umwandlungsprozesse bei der evolutiven Artbildung. Indes muss man nicht stets so weit hinter die Kulissen blicken; es gibt schon vordergründig, das heißt anatomisch und histologisch, viel zu sehen und zu tun. Bei Astrablau-Safranin-Färbung (bzw. mit Etzolds Gemisch) treten Exo- und Endo-

dermis mit ihren verstärkten Zellwänden sowie der Zentralzylinder eindrucksvoll hervor. Phlorogluzin-Salzsäuregemisch macht das lokale Ausmaß der Lignifizierung, Sudan-III-Anfärbung die Verkorkung der Exodermis sichtbar. Methylenblau-Eosin-Färbung von Frischmaterial markiert Wandverstärkungen blau und Zellkerne rot (besonders attraktiv in den Chloroplasten haltigen Rindenzellen).

Eine Schnittserie von der Wurzelspitze hinauf bis zu den älteren Bereichen macht die Ausdifferenzierung von Exo- und Endodermis nachvollziehbar. Speziell lohnt die Suche nach Kernen in den kleineren Exodermiszellen bei verschiedenen alten Querschnitten. Etwas schwieriger als auf mancher Velamenzeichnung der Lehrbücher gestaltet sich die Suche nach den Durchlasszellen in der Exodermis bei *Phalaenopsis amabilis* (Abb. 9 und 14). Hilfreich sind hierbei auch Längsschnitte, die man tunlichst durch die Wurzelachse legt. Sie lassen die Lang- und Kurzzellen (= Durchlasszellen) der Exodermis deutlicher erkennen.

Natürlich sollte auch die Wurzelspitze selbst näher betrachtet werden, beispielsweise um den Übergang der jungen, lebenden Rhizodermis in das tote Velamen zu verfolgen (Abb. 15). An den Verwachungsstellen der Wurzel mit dem Brockentorf sind nicht nur die lebenden Wurzelhaare die Aufmerksamkeit wert, sondern oft ist der gemeinhin zylindrisch-runde Wurzelquerschnitt hier einseitig abgeflacht. Dann lohnt ein Blick auf die Ausbildung des Zentralzylinders (Anfärbung) und die Verteilung der Chloroplasten in der Rinde.

Nicht zuletzt sollte man ein Oberflächenpräparat des Velamens bei schräger Beleuchtung nach Kreuz (1995) betrachten: Die Wandversteifungen treten greifbar hervor. Ein kleines Rätsel hält das Velamen in Gestalt etlicher weißer Flecken bereit (Abb. 16). Ein Flächenschnitt lässt erkennen, dass die Velamenzellen in diesen Bereichen geschlossen sind und Luft enthalten (Totalreflexion des Lichts). Es liegt nahe anzunehmen, dass diese Stellen im durchnässen Velamen wie Ventile für die Sauerstoffzufuhr ins Wurzelinnere sorgen.

Und schließlich wird man an feuchten Wurzeln aus dem Topf feststellen, dass die Velamenzellen von einer bunten Lebensgemeinschaft besiedelt sind. Beobachtungen dieser Art wären ganz sicher einen eigenen Bericht über die Wurzeln der Schmetterlingsorchidee wert.

Literaturhinweise

- Esau, K.: Pflanzenanatomie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.
- Gruß, O., Wolff, M.: *Phalaenopsis*. Eugen Ulmer Verlag, Stuttgart 1995.
- Kaussmann, B., Schiewer, U.: Funktionelle Morphologie und Anatomie der Pflanzen. VEB Gustav Fischer Verlag, Jena 1989.
- Kreutz, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung. *Mikrokosmos* 84, 197–199 (1995).
- Lüthje, E.: Die Orchidee mit den „Dingern“. *Unter-richt Biologie* 286, 40–45 (2003).

- Mergner, H.: Orchideenkunde. Orchideen in Zimmer und Kleingewächshaus. Paul Parey Verlag, Hamburg 1992.
- Remane, A., Storch, V., Welsch, U.: Evolution, 3. Auflage. dtv, München 1976.
- Raven, P. H., Evert, R. F., Eichhorn, S. E.: Biologie der Pflanzen, 3. Auflage. Walter de Gruyter Verlag, Berlin 2000.
- Strasburger, E. (Hrsg.): Lehrbuch der Botanik für Hochschulen, 33. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena 1991.

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

Kurze Mitteilung**Magnetosomen**

Magnetosomen sind Organellen in magnetotaktischen Bakterien. Sie werden durch Einstülpung der Plasmamembran gebildet; sie sind von einem Netzwerk von Zytoskelett-Filamenten flankiert. Die Magnetosomen sind meist kettenförmig an der Membran aufgereiht. Im Innern der Magnetosomen finden sich 15 bis 20 Magnetit-Kristalle mit einem Durchmesser von etwa 50 nm. Die Magnetit-Kristalle (Fe_3O_4) fungieren wie die Nadel eines Kompass. Damit orientieren sich die magnetotaktischen Bakterien im geomagnetischen Feld. Jedes Magnetit-Kristall in einem Magnetosom ist von einer lipiden Doppelschicht umgeben. Diese enthält lösliche, spezifische Proteine, die wahrscheinlich mit dem Transmembrantransport der Ferrihydrit-Kristalle und der Entstehung des Magnetits zu tun haben.

Die mit den Magnetosomen assoziierten Zytoskelett-Filamente haben eine Dicke von etwa 6 nm und bestehen aus dem Protein MamK, einem Homolog des in Bakterien gefundenen Aktin-artigen Proteins MreB. In einer Mutante des Bakterium *Magnetospirillum magneticum* wurde eine Deletion des MamK-Gens vorgenommen, die zur Folge hatte, dass die im Wildtyp beobachteten Ketten von Magnetosomen fehlten (Abb. 1). Stattdessen waren in der Mutante einzelne Magnetosomen in der Zelle zerstreut zu beobachten. Es scheint so, als ob hier in einem Prokaryont auch Zytoskelett-Filamente die Organisation und Position von Organellen in der Zellen bestimmen.

Literaturhinweis

- Komeili, A., Li, Z., Newman, D. K., Jensen, G. J.: Magnetosomes are cell membrane invaginations organized by the actin-like protein MamK. *Science* 311, 242–245 (2006).

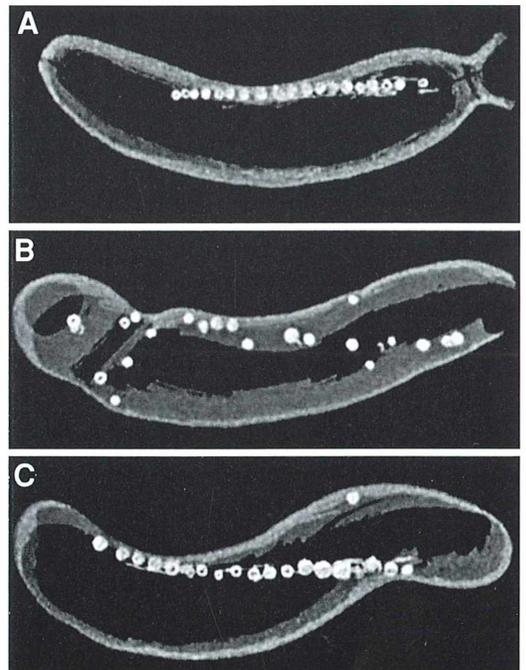


Abb. 1: MamK wird zur vollständigen Organisation der Magnetosom-Ketten benötigt. **A** Dreidimensionale Rekonstruktion einer Wildtypzelle AMB-1 mit vollständig organisierten Magnetosomen. **B** In der MamK-Mutante ist die Ordnung der Magnetosomen gestört; in ihrer Umgebung werden keine Filamente gefunden. **C** In einer Mutante wurde durch ein Plasmid das MamK-Gen exprimiert, sodass in dem Mutanten-Phänotyp die volle Rekonstruktion der Magnetosomen-Kette sichtbar wird (aus Komeili et al., 2006).

H. F. Linskens, Nijmegen

Die Wehrdrüsen (Pseudocellen) von *Tetradontophora bielensis* (Insecta, Collembola, Onychiuridae)

Hans-Jürgen Schulz

Der Riesencollembole *Tetradontophora bielensis* (Waga, 1842) ist die größte und schwerste Springschwanzart in Europa. Er erreicht bis 9 mm Körperlänge bei einer durchschnittlichen Körpermasse von 7,7 mg (Šuštr und Šimek, 1994). Im Gegensatz zu den anderen Arten der Onychiuridae, die gelblichweiß gefärbt sind, besitzt der Riesencollembole eine auffällig blaue bis blaugraue Färbung. Charakteristisch ist außerdem seine asselförmige Körpergestalt (Abb. 1).

Diese Collembolenart ist nur in einem kleinen Teil der Westpaläarktis verbreitet; sie kommt ausschließlich in Europa vor. Rusek (1997) spricht von einer circumpannonischen Verbreitung, beginnend in den italienischen Dolomiten und den südöstlichen österreichischen Alpen quer durch Slowenien, Kroatien und Bosnien bis zu den Südkarpaten in Rumänien, sowie unter anderem nördlich und westlich durch die Ukraine, die Slowakei und Polen. Für Palissa (2000) ist sie ein Gebirgstier, das sein zentrales Verbreitungsgebiet im sudeto-karpatischen Gebiet hat. Vorkommen außerhalb des Hauptverbreitungsgebietes werden durch die Verfrachtung mittels großer Flussläufe erklärt (Dunger, 1961), wobei *T. bielensis* dann aber nur in kühl-feuchten demontanen Auen überlebt.

Lebensweise

T. bielensis ist eine ausgesprochen hygrophile Art, die vorwiegend in Wäldern vorkommt. Nach Dunger (1961) hält sie sich vor allen Dingen unter Falllaub, loser Baumrinde, Nadelstreu, in Moos, sehr häufig auch an Pilzen auf. Massenvorkommen sind insbesondere nach ergiebigen Regenfällen zu beobachten. Die neue Generation schlüpft Ende April bis Anfang Mai; Mitte Oktober beginnt die Winterruhe. Die postembryonale Entwicklung dauert etwa 18 Monate (Krzysztofowicz und Kisiel, 1986).



Abb. 1: Asselförmiger Habitus von *T. bielensis* (Exemplare aus dem Neißetal bei Görlitz, Aufnahme von Tieren in einer Hälterungsbox).

Bau und Funktion der Wehrdrüsen (Pseudocellen)

Die Pseudocellen stellen eine Sonderbildung des Integuments innerhalb der Onychiuridae dar. Es sind ringförmige Hautöffnungen mit einem Durchmesser von circa 4–8 µm. Eisenbeis und Wichard (1985) schreiben: *Die Oberflächenstruktur ihrer Cuticula ist von der umgebenden, meist warzigen Cuticularstruktur unterschieden und weist eine fast glatte Fläche mit feinen Rippen auf ...* (siehe Abb. 2 und 3). Diese Rippen sind in zwei Reihen angeordnet und tragen zur Stabilisierung der dünnen Platte bei. Unter ihnen befinden sich Sekretzellen, die mit ihrer Zellbasis unmittelbar an den Hämolympхраum grenzen (Eisenbeis und Wichard, 1985). Verschlossen sind die Pseudocellen durch ein dünnes Häutchen. Bei Reizung werden die Häutchen zerrissen und lassen ein

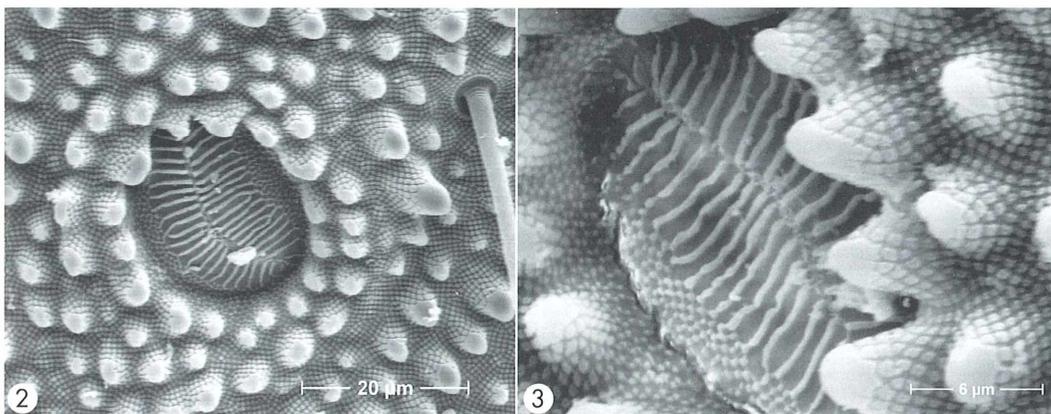


Abb. 2: Pseudocellus der Ventralseite vom Abdomensegment 4 (Exemplar aus dem Neißetal). – Abb. 3: Pseudocellus der Ventralseite vom Abdomensegment 4 (Exemplar aus dem Neißetal).

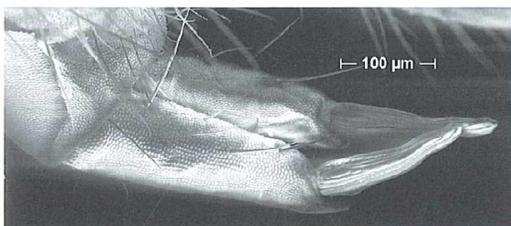


Abb. 4: Sprunggabel (Seitenansicht, Exemplar aus dem Neißetal).

Sekret austreten, welches zur Abschreckung von Räubern dient oder deren Mundwerkzeuge verklebt (Dunger, 2003).

Die Pseudocellen sind auf der Dorsal- und Ventralseite des Körpers angeordnet. Sie befinden sich am Kopf (Antennenbasis, Hinterrand), am Thorax, am Abdomen und an den Beinen (Subcoxen). Die Zahl und Lage der Pseudocellen kann bei *T. bielensis* stark variieren (Dunger, 1961). Hinzu kommt, dass viele Pseudocellen auf den senkrecht eingezogenen Hinterrändern der Körpersegmente verdeckt und ohne Präparation nicht sichtbar sind (Dunger, 1961). Der oben beschriebene Abwehrmechanismus hat dazu geführt, dass diese große Collembolenart als Fluchtreaktion kaum springt, obwohl sie eine kräftig entwickelte Sprunggabel besitzt (Abb. 4). Ein Springen kann man nur durch starke oder mehrfache mechanische Reizung (etwa mittels einer Pinzette) der Tiere erreichen, wenn sie zum Beispiel beim Abweiden

von Algenbewuchs an Baumstämmen anzutreffen sind (eigene Beobachtungen aus dem Neißetal bei Görlitz).

Literaturhinweise

- Dunger, W.: Zur Kenntnis von *Tetradontophora bielensis* (Waga, 1842) (Collembola, Onychiuridae). Abh. u. Ber. Naturkundemus. Görlitz 37, 79–99 (1961).
- Dunger, W.: Ordnung Collembola, Springschwänze. In: Dathe, H. H. (Hrsg.): Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Wirbellose Tiere, 5. Teil: Insecta, S. 71–86. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003.
- Eisenbeis, G., Wichard, W.: Atlas zur Biologie der Bodenarthropoden. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1985.
- Krzysztofowicz, A., Kisiel, E.: Morphogenesis of first egg envelope in *Tetradontophora bielensis* (Waga). Preliminary studies. 2nd International Seminar on Apterygota, Siena, 281–285 (1986).
- Palissa, A.: Beiträge zur Collembolenfauna der Höhlen deutscher Mittelgebirge. Beitr. Ent. 50, 199–236.
- Rusek, J.: *Tetradontophora bielensis* (Collembola: Onychiuridae), its distribution and ecological requirements. Pedobiologia 41, 74–79 (1997).
- Šustr, V., Šimek, M.: Environmental factors influencing respiration of the stenothermic collembolan *Tetradontophora bielensis* (Entognatha, Collembola). Pedobiologia 38, 63–71 (1994).

Verfasser: Dr. Hans-Jürgen Schulz, Staatliches Museum für Naturkunde Görlitz, Postfach 300154, D-02806 Görlitz

Spaltöffnungen, die Ventile der Blätter

Teil 2: Entwicklung, Reaktionen und Alterung

Eberhard Schnepf

Im ersten Teil dieser kleinen Serie (Schnepf, 2006) wurde von Beobachtungen an Stomata berichtet, die mit einfachen mikroskopischen Methoden gemacht werden können. Dabei ging es vor allem um die Zellulosestruktur und die Amyloplasten der Schließzellen und ihre Stärke. Hier, im zweiten Teil, wird an einigen Beispielen gezeigt, wie sich Stomata entwickeln, wie sie auf Umwelteinflüsse reagieren, und wie sie altern. Beide Teile sollen den Artikel von Maidhof (2006) im MIKROKOSMOS ergänzen und vertiefen.

Der Spaltöffnungsapparat besteht aus den beiden Schließzellen und gegebenenfalls den Nebenzellen, die sie bei vielen, aber nicht bei allen Pflanzen begleiten. Die Nebenzellen unterscheiden sich morphologisch und physiologisch von den normalen Epidermiszellen (Maidhof, 2006; Sitte, 2002). Die Spaltöffnungsapparate von Blättern bilden charakteristische Muster (Croxdale, 2000; Maidhof, 2006), worauf aber hier nicht näher eingegangen werden soll.

Die Entwicklung des Spaltöffnungsapparates

Die Schließzellen entwickeln sich nach der symmetrischen Teilung einer Schließzellmutterzelle. Der Spalt zwischen ihnen bildet sich, indem die Mittellamelle zwischen den Schwesterzellen enzymatisch aufgelöst wird, und durch mechanischen Zug (Eschrich, 1995). Die Schließzellmutterzelle sowie gegebenenfalls auch die Nebenzellen entstehen durch asymmetrische Teilungen. Dabei werden die Nebenzellen entweder aus benachbarten Epidermiszellen abgetrennt, wie bei Tradescantien und Gräsern, oder sie sind Folgen von asymmetrischen Teilungen einer Meristemoidmutterzelle, aus denen dann auch die Schließzellmutterzelle hervorgeht (Zhao und Sack, 1999; Sitte, 2002). Beispiele dafür sind Kreuzblütler (Brassicaceae) und Fetthennengewächse (Crassulaceae).

Bei jungen Kohlblättern (Brassicaceae, Abb. 1) findet man die verschiedenen Entwicklungsstadien nebeneinander. Das ausdifferenzierte Schließzellpaar ist meist ringförmig von drei

Nebenzellen unterschiedlicher Größe umgeben, wobei die kleinste (und jüngste) mit einer Breitseite an eine Schließzelle grenzt. Die zweitgrößte und die größte Nebenzelle folgen im Uhrzeigersinn, wobei die Wand zwischen diesen beiden Zellen an die Breitseite der anderen Schließzelle stößt: Ein Spaltöffnungsapparat vom anisocytischen Typ (siehe Maidhof, 2006).

Bei der Ackerschmalwand, der Brassicacee *Arabidopsis thaliana*, hat man Spaltöffnungsmutanten gefunden und biochemisch charakterisiert. Bei der einen ist die Orientierung der Teilungsebenen gestört, wodurch die Zahl der Stomata erhöht ist. Bei der anderen funktionieren die Entwicklungssignale zur Schließzellbildung nicht richtig, was ebenfalls zur Vermehrung der Stomata führt (Nadeau und Sack, 2003). Bei einer weiteren Mutante ist bei der Entwicklung des Spaltöffnungsapparates nicht nur die letzte Teilung symmetrisch, sondern auch Teilungen davor. Dadurch entstehen Komplexe aus vier oder mehr Schließzellen und zwei oder mehr Spaltöffnungen (Lai et al., 2005).

Crassulaceen (Abb. 3 und 4) haben einen Ring von Nebenzellen, der aus mehr als drei Zellen besteht, die nicht alle Kontakt mit den Schließzellen haben (cyclocytischer Typ). Aus ihrer Anordnung und Größe lässt sich die Teilungsfolge ablesen.

Die Entwicklung der Schließzellen

Die Schließzellen sind typische Idioblasten. Sie haben ja als Ventile eine ganz andere Funktion

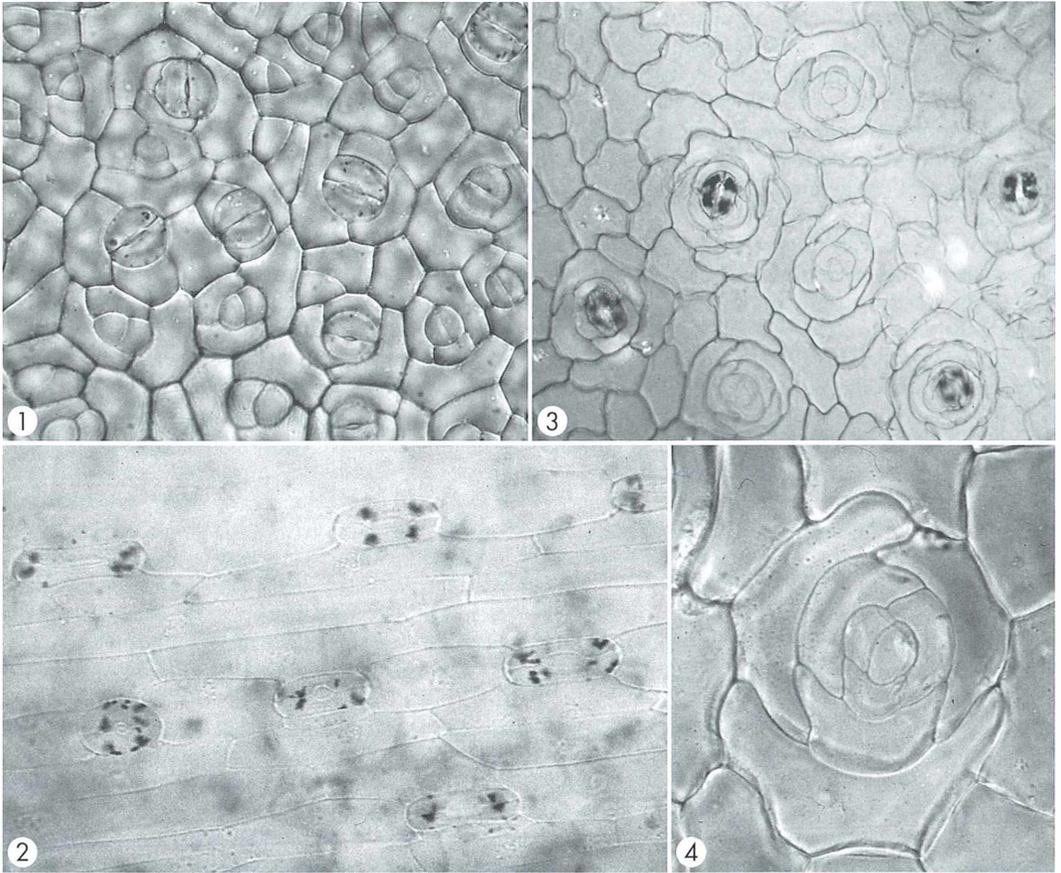


Abb. 1–4: Entwicklung des Spaltöffnungsapparates; Lugol/Phenol. – Abb. 1: *Brassica oleracea* „White Pigeon“, junges Blatt. Verschiedene Entwicklungsstadien. Die ausdifferenzierten Schließzellen enthalten Stärke. Vergr. 510fach. – Abb. 2: *Zea mays*. Junge, noch nicht ausgewachsene Schließzellen mit Stärke. Vergr. 420fach. – Abb. 3: *Crassula arborescens*, junges Blatt. Verschiedene Entwicklungsstadien. Die ausdifferenzierten Schließzellen enthalten Stärke. Vergr. 145fach. – Abb. 4: *Crassula arborescens*, junges Blatt. Fast voll entwickelter Spaltöffnungsapparat; die Schließzellenmutterzelle, noch ungeteilt, enthält keine Stärke. Vergr. 400fach.

als die normalen Epidermiszellen. Die Schließzellenmutterzelle, aus der sie sich entwickeln, ist meist viel kleiner als die anderen Epidermiszellen und enthält juvenile Chloroplasten, während die anderen Epidermiszellen Leukoplasten besitzen. Ausnahmen sind bei Maidhof (2006) und Schnepf (2006) beschrieben.

Mit einfachen Mitteln (Färbung mit Lugol-Lösung und Aufhellung mit Phenol bzw. Polarisationsmikroskopie; Schnepf, 2006) kann man leicht verfolgen, wie sich die Fähigkeit zur Stärkebildung und -speicherung und die Verdickung der Außenwand bei der Differenzierung

der Schließzellen verändert. Die Spaltöffnungsmutterzellen enthalten meistens, ähnlich wie die normalen Epidermiszellen, keine oder nur sehr wenig Stärke (Abb. 1 und 3). Nach ihrer Teilung nimmt in den jungen Schließzellen der Stärkegehalt zu, besonders dann, wenn sich der Spalt gebildet hat (Abb. 1: Kohl; Abb. 3: *Crassula*; *Polypodium*: Stevens und Martin, 1978; *Arabidopsis*: Zhao und Sack, 1999), auch wenn sie dann noch nicht ganz ausgewachsen sind (Abb. 2: Mais).

Die Abbildung 1 stammt von einem Zierkohl (*Brassica oleracea* „White Pigeon“), dessen in-

nere, junge Blätter weiß sind und keinen Kopf, sondern eine Rosette bilden. Die Plastiden ihrer Schließzellen enthalten aber Chlorophyll. Diese inneren Blätter bleiben klein. Daher differenzieren sich möglicherweise nicht alle hier zu findenden (und normal aussehenden!) Stadien zu Ende, sondern bleiben in ihrer Entwicklung stehen.

Bei diesem Zierkohl muss Zucker von den äußeren, mehr oder weniger grünen Blättern in die weißen Blätter und Blattbereiche transportiert werden, ähnlich wie bei panaschierten Pflanzen. Die Photosynthese in den nur schwach grünen Amylochloroplasten der Schließzellen reicht sicher nicht aus, um das Wachstum und die Stärkespeicherung zu ermöglichen, denn etwas Stärke findet man sogar im Mesophyll. Die in Abbildung 1 gezeigten Schließzellen enthalten nur relativ wenig Stärke, weil das Blatt von einer im kühlen Freiland gewachsenen Pflanze stammt.

Ähnliche Zuckertransporte sind auch die Grundlage dafür, dass die nicht-grünen Plastiden in den Stomata mancher Pelargonien mit panaschierten Blättern Stärke speichern (Cout-Gastelier und Louquet, 1987). Auch dann, wenn Keimlinge völlig dunkel heranwachsen, synthetisieren und speichern die Schließzellplastiden Stärke (Galatis und Mitrakos, 1980). Die dafür notwendigen Zucker stammen dann aus Speichergeweben des Samens. Die Abbildung 2 stammt von einem fast ganz im Dunkeln herangezogenen Maiskeimling. Auf die Entwicklung der Fähigkeit, die gespeicherte Stärke wieder abzubauen, wird weiter unten eingegangen.

Nach der Bildung des Spaltes, bei der Ausformung der Schließzellen, wird – bei den verschiedenen Spaltöffnungstypen unterschiedlich – deren Außenwand verdickt. Das lässt sich bei geeigneten Objekten gut durch die Zunahme der Doppelbrechung in diesen Wänden erkennen (Palevitz und Hepler, 1976: Küchenzwiebel; Abb. 19: Zierkohl). Bevor die Zellulosefibrillen orientiert abgelagert werden, erscheinen parallel dazu ausgerichtete Mikrotubuli (Kaufman et al., 1970). Etwa zur selben Zeit werden die Plasmodesmen zwischen den Schließzellen und zu den Nachbarzellen unterbrochen (Willmer und Sexton, 1979).

Schon die Schließzellmutterzellen speichern verstärkt Kalium-Ionen. Bei der Ausdifferenzierung der Schließzellen nimmt diese Fähigkeit stark zu (Palevitz und Hepler, 1976; Galatis, 1977).

Turgoränderungen im Spaltöffnungsapparat

Die Ventilfunktion der Schließzellen beruht darauf, dass sie den Spalt durch eine nastische Bewegung öffnen und schließen können. Die Öffnung wird weiter, wenn sich der Turgordruck in den Schließzellen erhöht und/oder in den angrenzenden Epidermiszellen erniedrigt. Die Volumenänderungen der Schließzellen werden verursacht durch den Ein- und Ausstrom von Wasser, getrieben vom osmotischen Potential. Buckley (2005) hat kürzlich diese Beziehungen mathematisch formuliert. Die Phänomene sind schon lange bekannt. Durch die Änderung des Zellvolumens ändern sich auch die Oberfläche des Protoplasten und damit die Größe der Plasmamembran. Dabei kommt es, wie kürzlich Meckel et al. (2005) beobachtet haben, zu einem Membran turn-over durch Endo- beziehungsweise Exocytosen.

Wodurch werden die Turgoränderungen verursacht? Einen historischen Überblick über die wechselnden Hypothesen darüber geben Vavasseur und Raghavendra (2005) in einem aktuellen Review. Eine ältere Annahme ist, dass der osmotische Wert in den Schließzellen durch die Umwandlung von Stärke in Zucker und umgekehrt reguliert wird, wobei die Stärke durch die Photosynthese der Schließzellplastiden gebildet wird. So schreibt Haberlandt (1924): *Ich habe schon vor Jahren diesen Zusammenhang darin erblickt, daß die Chlorophyllkörner der Schließzellen mit der Erzeugung der osmotisch wirksamen Substanzen betraut sind, von deren wechselnder Quantität und Qualität die Turgoränderungen der Schließzellen abhängen, und daß die Stärke als ein Reservestoff aufzufassen ist, der nach Bedarf in jene osmotisch wirksame Substanz, in Zucker umgewandelt wird. ... Der eigene Chlorophyllapparat der Schließzellen macht diese vom Assimilationssystem des Blattes unabhängig.*

Die leicht nachzuvollziehenden Befunde, dass die Plastiden in den Schließzellen von *Paphiopedilum* kein Chlorophyll enthalten und dass sie bei *Allium* keine Stärke bilden können (Schnepf, 2006), sowie weitere, oben erwähnte Beobachtungen zeigen, dass diese alte Hypothese nicht richtig sein kann, zumindest nicht allgemeingültig. Später entdeckte man, dass das Öffnen und Schließen des Spaltes mit großen Veränderungen im Gehalt an Kalium-Ionen verbunden ist (Fischer, 1971). Die Kaliumkonzentration in geöffneten Schließzellen kann

über 600 mM betragen, bei geschlossenen liegt sie bei oder unter 100 mM (Weiler, 2002). Als Gegenanion überwiegt bei Monokotylen Chlorid, insbesondere bei den stärkefreien *Allium*-Schließzellen (Schnabl und Raschke, 1980), bei den Dikotylen überwiegen organische Säuren, besonders Malat, die auch durch den Abbau von Stärke entstehen können (Outlaw und Manchester, 1979).

Die Kalium-Ionen werden durch einwärts gerichtete Kanäle aufgenommen und durch andere auswärts gerichtete Kanäle entlassen, getrieben jeweils durch Membranpotentiale, begleitet von aktivem Chlorid-Transport. Die Membranpotentiale werden durch eine ATP-abhängige Protonenpumpe in der Plasmamembran erzeugt (Assmann, 1993; Weiler, 2002). Schließzellen haben dementsprechend eine hohe Atmungsaktivität, aber nur eine geringe Photosynthesekapazität (Vavasseur und Raghadendra, 2005). Sie erzeugen ihre Kohlenhydrate und organische Säuren, nicht nur in den erwähnten Sonderfällen, nur teilweise selbst, sondern importieren sie weitgehend (Talbot und Zeiger, 1993). An der Einstellung des Turgordruckes im Spaltöffnungsapparat sind also verschiedene Stoffwechselwege und Transportprozesse beteiligt (Tallman und Zeiger, 1988). Durch diese Vielseitigkeit wird die Regulation der Spaltöffnungsweite sicherer.

Außer diesen aktiven nastischen Bewegungen der Schließzellen gibt es auch passive Bewegungen. Sie resultieren aus unterschiedlichen Wasserverlusten von Schließzellen und Nachbarzellen durch unterschiedliche Transpirationsraten (Weiler, 2002). So ist der transpirationsbedingte Wasserverlust von normalen Epidermiszellen in abgeschnittenen Blättern anfangs manchmal stärker als der von Schließzellen. Die Spalten öffnen sich – eine überraschende Reaktion.

Auslöser von aktiven Bewegungen

Auslöser von aktiven Bewegungen sind vor allem Licht und Temperatur sowie die Kohlendioxid-Konzentration und die Wasserverfügbarkeit im Blatt. Der Einfluss dieser Außenfaktoren wird durch circadiane Rhythmen moduliert und durch die Bedingungen modifiziert, unter denen die Pflanze aufwuchs (Nejad et al., 2005). In der Regel erweitert Licht den Spalt, Kohlendioxid kann je nach Pflanze und den sonstigen Bedingungen ein Öffnen oder

Schließen induzieren, Wassermangel ein Schließen (Abb. 3 und 4 in Schnepf, 2006).

Licht wirkt besonders im roten und im blauen Bereich, im roten über die Photosynthese, wobei aber weniger die Zuckersynthese in den Schließzellen als die Beeinflussung der Kohlendioxid-Konzentration im Blatt effektiv zu sein scheint. Wirksamer (vor allem bei den chlorophyllfreien Stomata von *Paphiopedilum*) ist Blaulicht. Es reguliert über Blaulichtrezeptoren die erwähnte ATP-abhängige Protonenpumpe. Durch den Austransport von Protonen wird zudem das Cytoplasma alkalisiert, wodurch Enzyme aktiviert werden, die dann verstärkt Malat bilden (Weiler, 2002).

Im Gegensatz zu den Blaulichtrezeptoren kennt man den Kohlendioxid-Sensor noch nicht genau. Bei Wassermangel ist das Hormon Abscisinsäure an der Auslösung des Spaltenschlusses beteiligt.

Änderungen im Stärkegehalt der Schließzellen

Mit einfachen mikroskopischen Methoden allein ist es kaum möglich zu analysieren, wie die verschiedenen äußeren und inneren Faktoren auf die Stomata wirken, auf ihren Stoffwechsel, die Transportprozesse, und damit auf den Öffnungszustand, zumal auch die Spaltöffnungen in ein und demselben Blatt sehr verschieden reagieren können (Raschke, 1965). Leicht zu beobachten sind aber Veränderungen im Stärkegehalt, und die sind einheitlicher.

Früher wurde oft die These geäußert, dass geschlossene Stomata viel, offene wenig Stärke enthalten, weil diese dann zu osmotisch wirksamen Zuckern abgebaut worden ist (Haberlandt, 1924). Solche Zusammenhänge zwischen Stärkegehalt und Öffnungszustand gibt es tatsächlich (Outlaw und Manchester, 1979), aber durchaus nicht immer (Stevens und Martin, 1978). Auch in eigenen Experimenten waren sie oft nicht festzustellen.

In vielen Pflanzen wird die Stärke in den Schließzellen bei längerer Dunkelheit reduziert, verschwindet aber nicht völlig. Abbildung 5 stammt von einer Tradescantie, wohl *T. viridis*, die im Freiland wuchs, zeigt also gewissermaßen den Normalzustand. Die Aufnahme wurde am 9. Oktober 2005 gemacht, zu einer Zeit, als es noch relativ warm war. Die Pflanze von Abbildung 6 stand über fünf Wochen bei Zimmer-

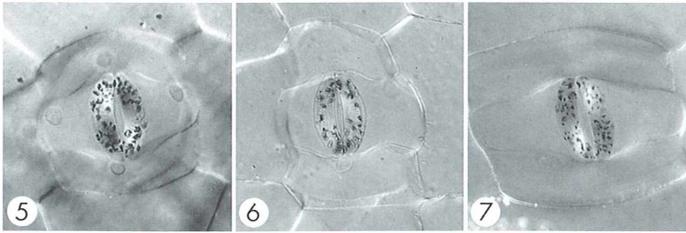


Abb. 5–7: *Tradescantia viridis*, Stomata. Lugol/Phenol, Differentialinterferenzkontrast. Vergr. 250fach. – Abb. 5: Normal im Zimmer kultivierte Pflanze, Schließzellen mit viel Stärke. – Abb. 6: Pflanze, die fünf Wochen im Dunkeln stand. Nur etwas weniger Stärke in den Schließzellen. – Abb. 7: Pflanze aus dem Freiland (kalt, aber noch nicht frostig). Leicht verringerte Stärkemege in den Schließzellen.

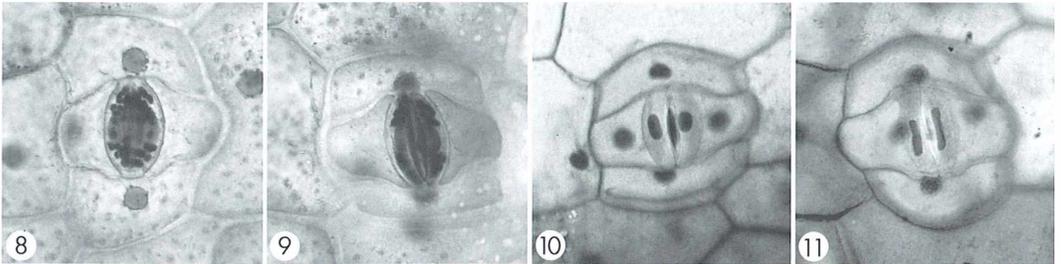


Abb. 8–11: *Tradescantia viridis*, Trockenstress. Vergr. 270fach. – Abb. 8 und 9: Alkohol-Fixierung/Lugol. – Abb. 8: Frisch abgepflücktes Blatt. – Abb. 9: Nach vier Stunden Trockenstress. – Abb. 10 und 11: Zellkerne im Spaltöffnungsapparat. Karminessigsäure/Phenol. – Abb. 10: Frisch abgepflücktes Blatt. – Abb. 11: Blatt nach vier Stunden Trockenstress.

temperatur im Dunklen. Die Stärke in den Schließzellen ist nur wenig reduziert. Im Mesophyll war sie schon nach einigen Tagen völlig verschwunden.

Bei *Tradescantia viridis* beeinflusst ein Welken die Schließzellstärke zunächst nur wenig, wie die Abbildungen 8 und 9 zeigen, beide von Blättern, die mit Alkohol fixiert und mit Lugol-Lösung ohne Aufhellung gefärbt worden waren. Abbildung 8 stammt von einem frisch abgepflückten Blatt, Abbildung 9 von einem Blatt an einem kurzen Stängelstück, das vier Stunden lang trocken auf dem Tisch im Zimmer lag. Durch den Trockenstress wird allerdings die Form des Zellkernes in den Schließzellen verändert. Normalerweise ist er rundlich-oval (Abb. 10). Nach dem Welken ist er schlank-länglich und etwas unregelmäßig geformt (Abb. 11), vielleicht eine Folge der drastischen Verringerung des Zelllumens. Ähnliches hat auch schon Weber (1926) beobachtet.

Eine andere Tradescantien-Art, *T. zebrina*, reagiert anders. Bei Blättern von Pflanzen aus einem Gewächshaus schwankt der Stärkegehalt der Schließzellen ziemlich, ist aber nie sehr hoch (Abb. 12). Die Nebenzellen sind frei von Stärke. In den leicht gewelkten Blättern von Stängeln, die 22 Stunden trocken im Zimmer lagen, enthalten die Schließzellplastiden sehr viel mehr Stärke (Abb. 13). Etwas Stärke findet man dann auch in den Nebenzellen und in den Leukoplasten der normalen Epidermiszellen, die hier um den Kern herum liegen.

Ganz anders reagiert die Hakenlilie *Crinum augustum*, eine zu den Amaryllis-Gewächsen gehörende Zierpflanze, die in tropischen, austrocknenden Sümpfen wächst. Hier verringert sich der Stärkegehalt der Schließzellen bei Trockenstress (Abb. 14 und 15). Je nach Pflanzentyp und Trocknungsbedingungen ist also die Reaktion im Stärkeauf- oder Abbau recht verschieden, wie auch schon Iljin (1922) beobachtet hat.

Einfluss von Kälte

Bei im Freiland kultivierten *Tradescantia virginidis*-Pflanzen wird die Schließzellstärke etwas vermindert, wenn es kalt wird. Abbildung 7 wurde am 22. November 2005 aufgenommen, zu einer Zeit, als es schon recht kalt geworden war (zum Vergleich: Abb. 5). Die Stärke verschwindet aber nie ganz und ist auch noch in ansehnlicher Menge in den erfrorenen Blättern dieser nicht winterharten Pflanze zu finden. Das ist bei frostresistenten, immergrünen Blättern anders. Efeu, Löwenzahn, Spitzwegerich, Kohl und andere Pflanzen haben, im Freien wachsend, bei Temperaturen um 0 °C keine oder nur Spuren von Stärke in den Schließzellen. Sie speichern in der Kälte Zucker und Öle (Haberlandt, 1924). Dennoch sind die Spalten geschlossen, wohl weil auch die Nebenzellen reich an osmotisch wirksamen Substanzen sind. Durch den erhöhten Zuckergehalt werden die Blätter resistenter gegen Frostschäden. Die Abbildungen 16–19 vom Zierkohl *Brassica oleracea* „White Pigeon“ demonstrieren diese

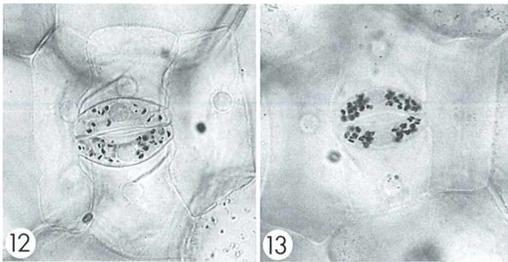


Abb. 12 und 13: *Tradescantia zebrina*. Lugol/Phenol. Vergr. 270fach. – Abb. 12: Frisch abgepflücktes Blatt. – Abb. 13: Nach 22 Stunden Trockenstress.

Reaktionen. Abbildung 16 wurde am 15. November 2005 fotografiert, zu einer Zeit, als es kühl, aber noch nicht kalt war. Die Aufnahme stammt von einem 5 cm langen, also recht kleinen, weißen Blatt. Hier sind noch nicht alle Spaltöffnungsapparate voll ausdifferenziert. Nur da wo schon Schließzellen entstanden sind, enthalten diese Stärke. Das Blatt der Abbildungen 17 und 19 war 4 cm lang, ebenfalls weiß und war aber leicht gefroren. Abbildung 17 zeigt, dass nur die Schließzellen von wenigen Stomata Stärke enthalten. Die völlig ausdifferenzierten und die noch nicht weit entwickelten Schließzellen sind stärkefrei. Abbildung 19 ist eine Aufnahme von derselben Stelle, gemacht mit gemischter Hellfeld- und Polarisationsmikroskopie. Sie zeigt deutlich, dass die stärkehaltigen Schließzellen noch sehr jung sind, denn bei ihnen ist die Außenwand erst schwach doppelbrechend, also noch nicht voll entwickelt. Auch bei anderen Pflanzen wie beim Löwenzahn (Abb. 20) und beim Spitzwegerich haben ganz junge Schließzellen in der Kälte Stärke. Diese morphologisch jungen Zellen sind also auch physiologisch noch nicht voll entwickelt. Sie können zwar schon Zucker aufnehmen und Stärke synthetisieren und speichern, diese aber noch nicht abbauen.

Die voll ausdifferenzierten Schließzellen synthetisieren sehr schnell wieder Stärke, wenn ehemals gefrorene Blätter ins Warme gebracht werden. Das Zierkohl-Blatt von Abbildung 18 war gefroren und nahezu stärkefrei gewesen und stand dann nur 3,5 Stunden im warmen Zimmer in einer Vase. Durch Kälte stärkefrei gewordene Schließzellen vom Efeu bilden in der Wärme die Stärke sogar dann wieder, wenn die Blätter dunkel stehen. Das zeigt, dass sie aus vorhandenen, gespeicherten Zuckern synthetisiert wird.

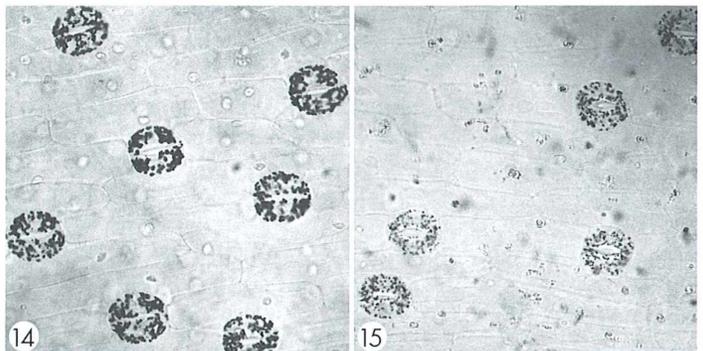


Abb. 14 und 15: *Crinum augustum*, Trockenstress. Lugol/Phenol. Vergr. 145fach. – Abb. 14: Frisch abgepflücktes Blatt. – Abb. 15: Nach 20 Stunden Trockenstress.

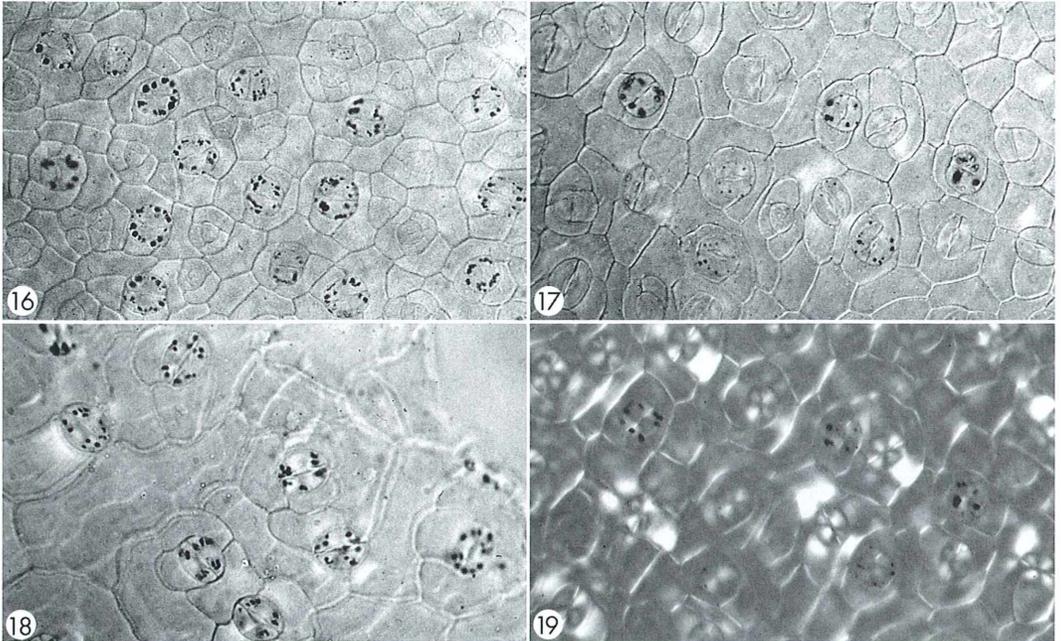


Abb. 16–19: *Brassica oleracea* „White Pigeon“, junge Blätter. Reaktionen auf Kälte. Lugol/Phenol. Vergr. 340fach. – Abb. 16: Freilandpflanze, kühl, aber nicht im Frost wachsend. Stärke in den Schließzellen der differenzierten Stomata. – Abb. 17: Gefrorene Freilandpflanze. Stärke nur in den Schließzellen von noch nicht ganz voll entwickelten Stomata. – Abb. 18: Gefrorenes Blatt nach 3,5 Stunden im warmen Zimmer. Die Schließzellen haben wieder Stärke. – Abb. 19: Dieselbe Stelle wie in Abbildung 17, Polarisationsmikroskopie und etwas Hellfeld-Beleuchtung. Bei den Schließzellen mit Stärke ist die Außenwand nur schwach doppelbrechend.



Abb. 20: *Taraxacum officinale*, sehr junges Blatt. In der Kälte enthalten nur die noch nicht voll ausgewachsenen Schließzellen Stärke. Lugol/Phenol. Vergr. 500fach.

Alterungsprozesse

Was wird aus den Amylochloroplasten der Schließzellen, wenn die Blätter altern? Zeiger und Schwartz (1982) haben beobachtet, dass das Chlorophyll in den Stomata beim Blattfall viel länger fluoresziert als im Mesophyll. Das bedeutet, dass die Schließzellen länger vital und aktiv bleiben als die Mesophyllzellen. Eine Regulation der Spaltöffnungsweite ist auch beim Altern des Blattes noch wichtig.

So überrascht es auch nicht, dass auch in alternden, ja verdorrten Blättern die Schließzellen meist noch ziemlich viel Stärke enthalten (Weber, 1926). Das zeigt Abbildung 21: Schließzellen mit viel Stärke von einem abgeworfenen, fast weiß gewordenen Holunderblatt. Bei der Glycine (*Wisteria sinensis*) verschwand die Stärke beim Blattabwurf (in einer Kälteperiode!) weitgehend, aber nicht ganz. Das ist aber eher eine Ausnahme und hängt vielleicht damit zu-

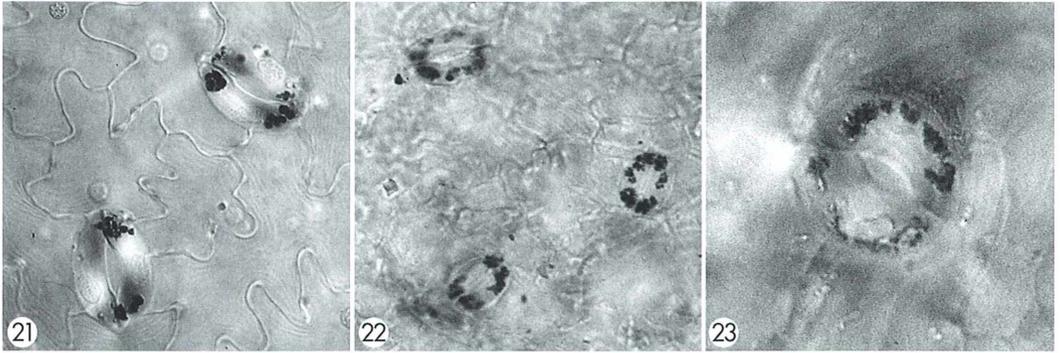


Abb. 21–23: Blattalterung, Stärke in den Schließzellen. Lugol/Phenol. – Abb. 21: *Sambucus nigra*. Altes, abgeworfenes, ausgebleichtes Blatt. Noch ziemlich viel Stärke in den Schließzellen. Vergr. 380fach. – Abb. 22: *Tilia platyphyllos*. Braunes, trockenes Hochblatt eines Fruchtstandes mit viel Stärke in den Schließzellen. Vergr. 360fach. – Abb. 23: *Physalis alkekengi*. Brauner, trockener Kelch einer reifen Frucht mit viel Stärke in den Schließzellen. Vergr. 560fach.

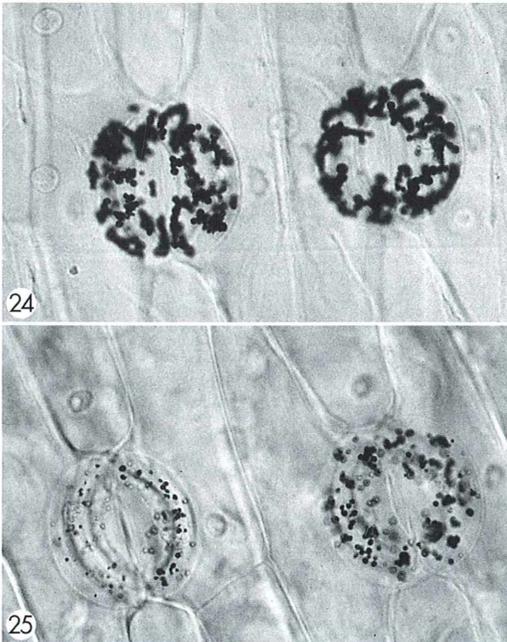


Abb. 24 und 25: *Clivia minima*. Stärke in den Schließzellen. Lugol/Phenol. Vergr. 400fach. – Abb. 24: Aus einem gesunden Blatt. – Abb. 25: Am Rande eines Nekroseflecks, weniger Stärke.

braunen Lindenblättern und sogar in den Hochblättern an Lindenfruchtständen. Diese verdorren ja schon im Hochsommer, bald nach der Blüte. Abbildung 22 wurde am 10. November 2005 fotografiert. Und Abbildung 23 stammt von der trockenen Fruchthülle (Kelch) einer Judenkirsche (*Physalis alkekengi*), einem Dessertteller entnommen.

Alle diese Alterungs- und Absterbeprozesse sind programmiert, sind natürlich. Es gibt aber auch ein pathologisches Sterben. In Blättern der Rosskastanie, die durch Minieren geschädigt und braun geworden waren, war der Stärkegehalt der Stomata fast unverändert, anders als bei einem nekrotischen Fleck in einem Clivien-Blatt. Im schwarzbraunen Zentrum dieses Fleckes war die Schließzellstärke völlig verschwunden, im heller braunen Randbereich reduziert (Abb. 24 und 25). In diesem Blatt war anscheinend der Abbau der Stärke und der Abtransport der Zucker nicht so gestört wie bei den natürlich alternden und verdorrten Blättern, in denen ja das Mesophyll früher abstirbt als die Stomata.

Literaturhinweise

- Assmann, S. M.: Signal transduction in guard cells. *Annu. Rev. Cell Biol.* 9, 345–375 (1993).
 Buckley, T. N.: The control of stomata by water balance. *New Phytol.* 168, 275–292 (2005).
 Couot-Gastelier, J., Louguet, P.: Étude comparée de la structure foliaire et de l'ultrastructure des stomates chez deux cultivars de *Pelargonium x hortorum*, l'un chlorophyllien et l'autre mutant à

sammen, dass der Exot *Wisteria* nicht voll an das hiesige Klima angepasst ist. Es behält ja auch seine Blätter ungewöhnlich lange. „Normaler“ sind, was die Stärke in den Schließzellen betrifft, die Amylochloroplasten in alten,

- feuilles blanches, vertes ou panachées. *Canad. J. Bot.* 65, 340–347 (1987).
- Croxdale, J. L.: Stomatal patterning in angiosperms. *Amer. J. Bot.* 87, 1069–1080 (2000).
- Eschrich, W.: Funktionelle Pflanzenanatomie. Springer, Berlin 1995.
- Fischer, R. A.: Role of potassium in stomatal opening in the leaf of *Vicia faba*. *Plant Physiol.* 47, 555–558 (1971).
- Galatis, B.: Differentiation of stomatal meristemoids and guard cell mother cells into guard-like cells in *Vigna sinensis* leaves after colchicine treatment. *Planta* 136, 103–114 (1977).
- Galatis, B., Mitrakos, K.: The ultrastructural cytology of the differentiating guard cell of *Vigna sinensis*. *Amer. J. Bot.* 67, 1243–1261 (1980).
- Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, 6. Auflage. Engelmann, Leipzig 1924.
- Ilijin, W.: Über den Einfluß des Welkens der Pflanzen auf die Regulierbarkeit der Spaltöffnungen. *Jahrb. f. wiss. Bot.* 61, 670–693 (1922).
- Kaufman, P. B., Petering, L. B., Yocum, C. S., Baic, D.: Ultrastructural studies on stomata development in internodes of *Avena sativa*. *Amer. J. Bot.* 57, 33–49 (1970).
- Lai, L. B., Nadeau, J. A., Lucas, J., Lee, E.-K., Nakagawa, T., Zhao, L., Geisler, M., Sack, F. D.: The *Arabidopsis* R2R3 MYB proteins FOUR LIPS and MYB88 restrict divisions late in the stomatal cell lineage. *Plant Cell* 17, 2754–2767 (2005).
- Maidhof, A.: Die Blattepidermis und ihre Spaltöffnungen. Vergleichende mikroskopische Beobachtungen. *Mikrokosmos* 95, 76–84 (2006).
- Meckel, T., Hurst, A. C., Thiel, G., Homann, U.: Guard cells undergo constitutive and pressure-driven membrane turn over. *Protoplasma* 226, 23–29 (2005).
- Nadeau, J. A., Sack, F. D.: Stomatal development: cross talks puts mouth in place. *Trends in Plant Science* 8, 294–299 (2003).
- Nejad, A. R., van Meeteren, U.: Stomatal response characteristics of *Tradescantia virginiana* grown at high relative humidity. *Physiol. Plantarum* 125, 324–332 (2005).
- Outlaw, W. H. Jr., Manchester, J.: Guard cell starch concentration quantitatively related to stomatal aperture. *Plant Physiol.* 64, 79–82 (1979).
- Palevitz, B. A., Hepler, P. K.: Cellulose microfibril orientation and cell shaping in developing guard cells of *Allium*: The role of microtubules and ion accumulation. *Planta* 132, 71–93 (1976).
- Raschke, K.: Das Seifenblasenporometer (zur Messung der Stomaweite an amphistomatischen Blättern). *Planta* 66, 113–120 (1965).
- Schnabl, H., Raschke, K.: Potassium chloride as stomatal osmoticum in *Allium cepa* L., a species devoid of starch in guard cells. *Plant Physiol.* 65, 88–93 (1980).
- Schnepf, E.: Spaltöffnungen, die Ventile der Blätter – Teil 1: Die Stomata und ihre Amylochloroplasten. *Mikrokosmos* 95, 65–73 (2006).
- Sitte, P.: Struktur. In: Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C. (Hrsg.): *Lehrbuch der Botanik für Hochschulen*, 35. Auflage, S. 15–217. Spektrum, Heidelberg 2002.
- Stevens, R. A., Martin, E. S.: Structural and functional aspects of stomata. I. Developmental studies in *Polypodium vulgare*. *Planta* 142, 307–316 (1978).
- Talbot, L. D., Zeiger, E.: Sugar and organic acid accumulation in guard cells of *Vicia faba* in response to red and blue light. *Plant Physiol.* 102, 1163–1169 (1993).
- Tallman, G., Zeiger, E.: Light quality and osmoregulation in *Vicia* guard cells. Evidence for the involvement of three metabolic pathways. *Plant Physiol.* 88, 887–895 (1988).
- Vavasseur, A., Raghavendra, A. S.: Guard cell metabolism and CO₂ sensing. *New Phytol.* 165, 665–682 (2005).
- Weber, F.: Der Zellkern der Schließzellen. *Planta* 1, 441–471 (1926).
- Weiler, E. W.: Physiologie. In: Sitte, P., Weiler, E. W., Kadereit, J. W., Bresinsky, A., Körner, C. (Hrsg.): *Lehrbuch der Botanik für Hochschulen*, 35. Auflage, S. 119–517. Spektrum, Heidelberg 2002.
- Willmer, C., Sexton, R.: Stomata and plasmodesmata. *Protoplasma* 100, 113–124 (1979).
- Zeiger, E., Schwartz, A.: Longevity of guard cell chloroplasts in falling leaves: implications for stomatal function and cellular aging. *Science* 218, 680–682 (1982).
- Zhao, L., Sack, F. D.: Ultrastructure of stomatal development in *Arabidopsis* (Brassicaceae) leaves. *Amer. J. Bot.* 86, 929–935 (1999).

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

**Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer**

- neueste Technologien
- hochwertige Optik
- präzise Metallverarbeitung
- sorgfältige Montage
- relativ niedrige Preise



STEREOMIKROSKOP E-REIHE



MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

euromex microscopen b.v.

Papenkamp 20, 6836 BD Arnheim, Niederlande
Tel.: *31.26.323.4473, Fax *31.26.323.2833
email: euromex@tref.nl, web: http://www.euromex.nl

Verfasser: Prof. Dr. Eberhard Schnepf, Dürerweg 11, 69158 Wiesloch

Mikroorganismen auf Carbokalk-Anhäufungen

Manfred Tauscher

Die Gewinnung von Zucker aus Zuckerrüben beginnt mit der Extraktion der geschnitzelten Rüben mit etwa 70 °C-heißem Wasser. Der dabei gewonnene Rohsaft enthält jedoch neben Zucker noch eine Vielzahl von wasserlöslichen Inhaltsstoffen der Rüben, die in mehreren Reinigungsschritten entfernt werden müssen. Dies geschieht mit Hilfe von gebranntem Kalk (Calciumoxid, CaO) und Kohlendioxid. Den gebrannten Kalk erzeugen die Zuckerfabriken selbst durch Brennen von Kalkstein (CaCO₃) in zylindrischen Schachtföfen. Das dabei anfallende Kalkofengas enthält bis zu 40% Kohlendioxid.

Die Saftreinigung beginnt mit der Vorkalkung. Dazu wird ein Teil des mit Wasser gelöschten Kalkes [Ca(OH)₂] in Form von Kalkmilch hinzugefügt, was zur Ausflockung und Ausfällung eines großen Teils der Nichtzuckerstoffe führt. In der nun folgenden Hauptkalkung wird dieser Vorgang wiederholt. Nach Erwärmen des mit Kalk versetzten Rohsaftes erfolgt die erste Karbonisierung. Dabei wird der überschüssige Kalk durch Einleiten von kohlendioxidhaltigem Kalkofengas als Kalziumcarbonat ausgefällt. Nach Abfiltrieren des Kalziumcarbonates wird der Vorgang des Einleitens von Kalkofengas mit anschließender Filtration noch einmal wiederholt.

So fallen bei der Gewinnung von Rübenzucker große Mengen von kohlenurem Kalk (Carbokalk) an, der von den Landwirten im jeweils folgenden Jahr als Kalkdünger auf die Felder gestreut wird. Die Lagerung bis zum Ausstreuen (meist nach der Getreideernte) geschieht in großen Haufen auf dem Felde (Abb. 1 und 2).

Mit den ersten Sonnentagen im zeitigen Frühjahr beginnen diese Kalkhaufen – zuerst meistens auf der Südseite – sich zu begrünen. Einem zuerst hellen Grün folgt über die Monate eine Färbung bis zum Dunkelgrün, was unter anderem vom Wechsel von Regen- und Trockenperioden abhängt. Botaniker und Mikroskopiker können auf den ersten Blick kaum erahnen, welches breite Spektrum von Mikroorganismen sich im Jahresverlauf auf diesem Kalk, der noch Pflanzenfasern und Zuckerreste enthält, ansiedelt.

Experimenteller Teil

Von der mit Algen bewachsenen Oberfläche von zwei Carbokalk-Anhäufungen wurden Proben der dünnen Kruste mit einem Metallspatel abgenommen und in Leitungswasser aufgeschlämmt. Es wurde mehrfach umgerührt und sedimentieren lassen. Proben des überstehenden Wassers wurden ebenso der mikroskopischen Betrachtung



Abb. 1: Carbokalk-Anhäufung mit Algenbewuchs im Monat Mai. – Abb. 2: Oberflächliche Kruste mit Algen (dunkle Stellen).

tung zugeführt wie solche von der Oberfläche des Bodenkörpers. Wegen vieler vorhandener Cysten wurden die Probengläser in diffusem Tageslicht über Wochen stehen gelassen und in jeweils kurzen Abständen mikroskopisch untersucht. Verdunstetes Wasser wurde ergänzt.

Die Untersuchungen wurden durchgeführt mit dem Fotomikroskop Typ 1 von Zeiss/Oberkochen (Phasenkontrast), dem Forschungsmikroskop Nf von Zeiss/Jena (Hellfeld, Dunkelfeld), dem Polarisationsmikroskop Biolar/PZO (differentieller Interferenzkontrast nach Pluta) sowie dem Fluoreszenzmikroskop Laboval II von Zeiss/Jena. Die angewendeten Vergrößerungen variieren von 30× (Übersichten) bis 1.500× (z.B. Zooflagellaten, Diatomeen). Die Mikroaufnahmen wurden mit Olympus OM2N- und OM2N-SP-Spiegelreflexkameras erstellt. Dazu wurden die Mikroskope mit einem Olympus- oder Metz-Blitz (Leitzahlen 32 beziehungsweise 30) über einen Doppelkollektor nach Stahlschmidt ausgestattet. Die pH-Messung wurde mit Merck-Teststäbchen und mit einem Taschen-pH-Meter der Firma Windaus, Labortechnik, ausgeführt.

Besiedlung der Carbokalk-Haufen

Die Besiedlung der Carbokalk-Haufen beginnt bereits im Spätherbst/Winter, wenn äußerlich noch keine Veränderung der Oberfläche festzustellen ist. Schlämmt man jedoch eine Probe der äußeren Kruste im Wasser auf, so zeigt das Mikroskop eine Vielzahl von Zooflagellaten, die sich bei Raumtemperatur rasch vermehren (Tab. 1, Abb. 3 und 4). Ihnen folgen einige Arten von ein- und mehrzelligen Grünalgen, die

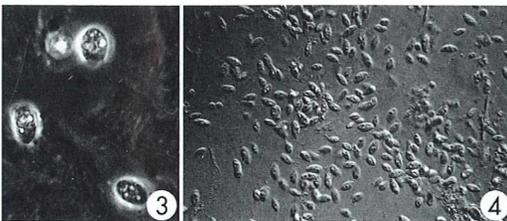


Abb. 3 und 4: Heterotrophe Flagellaten. –
Abb. 3: *Bodo saltans*, PK, Vergr. 1300fach. –
Abb. 4: *Heteromita globosa*, DIK, Vergr. 730fach.

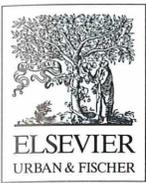
Abkürzungen in allen Abbildungslegenden:
DF Dunkelfeld, DIK Differentieller Interferenz-
kontrast, HF Hellfeld, PK Phasenkontrast.

Tabelle 1: Heterotrophe Flagellaten (Abb. 3 und 4). Für ihr Vorkommen bedeutet, ebenso wie für die anderen Familien von Mikroorganismen in den Tabellen 2–7, sh sehr häufig, h häufig, s selten, * nur in niederschlagsreichen Sommern, ** nur in der Aufschlammung nach einigen Wochen.

Name	Monate (1–12)	Häufigkeit
<i>Bodo caudatus</i>	4–7	h
<i>Bodo celer</i>	6–8	s
<i>Bodo saltans</i>	3–7	sh
<i>Cercobodo agilis</i>	12–4	h
<i>Cercobodo vibrans</i>	4–7	h
<i>Heteromita globosa</i>	12–3	sh
<i>Tetramitus pyriformis</i>	12–3	sh

Tabelle 2: Grünalgen (Chlorophyta) (Abb. 5–14).

Namen	Monate (1–12)	Häufigkeit
<i>Actinochloris terrestris</i> (Synonym <i>Asterococcus terrestris</i>)	8–9	h
<i>Apatococcus lobatus</i>	1–9	sh
<i>Botrydiopsis arhiza</i> (in Aufguss nach 2 Wochen)	11	h
<i>Botrydiopsis intercedens</i>	4–6	sh
<i>Bracteacoccus minor</i>	2–9	s
<i>Chlamydomonas incisa</i>	7–9	s*
<i>Chlamydomonas proboscigera</i>	2–9	h*
<i>Chlamydomonas stellata</i>	6–8	s*
<i>Chlorella botryoides</i> (unsicher)	2–6	h
<i>Chlorella vulgaris</i>	5–9	h
<i>Chlorococcus hypnosporum</i>	4–9	sh
<i>Closterium moniliferum</i>	12–5	s*
<i>Desmococcus olivaceus</i> (Synonym <i>Pleurococcus vulgaris</i>)	3–9	h–sh
<i>Diplosphaera chodatii</i>	3–9	h
<i>Ellipsoidion perminium</i>	3–7	sh
<i>Geochrysis turfosa</i>	4–9	sh
<i>Gloeotila progenita</i>	11–12	s
<i>Halorhaphidium contortum</i>	4–6	s
<i>Klebsormidium flaccidum</i>	7–9	h
<i>Mougeotia scalaris</i>	7–9	h
<i>Mougeotia varians</i>	11–12	s
<i>Pleurochloris commutata</i>	2–5	h
<i>Scenedesmus acutus</i>	4–8	h
<i>Scenedesmus obliquus</i>	4–6	s
<i>Scotiellopsis terrestris</i> (Synonym <i>Scotiella terrestris</i>)	2–5	s
<i>Stichococcus bacillaris</i>	2–9	sh
<i>Trebouxia arboricola</i>	5–9	h
<i>Trochiscia granulata</i>	5–6	s
<i>Xanthonema debile</i> (Synonym <i>Heterothrix debilis</i>)	4–7	sh



MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

95. Jahrgang · 2006

Impressum

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

Verlag: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland.

Tel.: +49(0)36 41/62 63, Fax: +49(0)36 41/62 65 00, E-Mail: journals@elsevier.com

Anzeigenleitung: Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Deutschland, Ansprechpartner: Erika Baier, Löbdergraben 14a, 07743 Jena.

Tel: +49(0)36 41/62 64 48, Fax: +49(0)36 41/62 64 21; E-Mail: e.baier@elsevier.com

Anzeigenannahme und -verwaltung: Media-Service Tischler GmbH, Postfach 30 17 70, 10747 Berlin, Telefon: +49(0)30/801 10 17, Fax: +49(0)30/801 66 61, E-Mail: media-service@fimengruppe-tischler.de

Anzeigenpreise: Gültig ist die Preisliste vom 1. Januar 2006.

Lieferkonditionen (2006): Band 95 (1 Band mit 6 Ausgaben)

Abopreise* (2006):

Land	Bandpreis	Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten	Einzelheft
D, A, CH, FL [#]	72,00 EUR	45,00 EUR	15,00 EUR

[#] Deutschland, Österreich, Schweiz, Liechtenstein

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

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

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

Abonnements: Bitte richten Sie ihre Bestellung an Elsevier GmbH, Niederlassung Jena, Aboservice/Vertrieb, Postfach 10 05 37, 07705 Jena, Deutschland. Tel: +49(0)36 41/62 64 47, Fax: +49(0)36 41/62 64 43, E-Mail: k.ernst@elsevier.com

Bankverbindung: Deutsche Bank Jena, Kontonummer 390 7656 00 (BLZ 820 700 00); IBAN: DE76 8207 0000 0390 7656 00; BIC/SWIFT: DEUTDE33

Postbank Leipzig, Kontonummer 0 149 249 903 (BLZ 860 100 90); IBAN: DE48 8601 0090 0149 2499 03; BIC/SWIFT: PBNKDEFF
Bitte geben Sie bei der Zahlung ihre vollständigen Daten an.

Copyright: Alle Artikel, die in dieser Zeitschrift veröffentlicht werden, sind urheberrechtlich geschützt, alle Rechte vorbehalten. Ohne schriftliche Erlaubnis des Verlages ist es verboten, Teile der Zeitschrift in irgendeiner Form zu reproduzieren. Dies beinhaltet ebenso 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.

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

Druck/Bindung: Gulde-Druck GmbH, Hechinger Str. 264, 72072 Tübingen.

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

Hergestellt in Deutschland

Alle Rechte vorbehalten.

© Elsevier GmbH

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

Verfasserverzeichnis

- Bartsch, J.:** Rasterelektronenmikroskopische Darstellung von Schmelzätzmustern – Präparation von Zahnschmelz zur Veranschaulichung der Schmelzprismen 329
- Baumann, A., Drews, F.:** Nachweis der Stickstoffmonoxid-Synthese in der Fruchtfliege *Drosophila melanogaster* durch Diaphorase-Färbung 29
- Bettighofer, W.:** Zeichnen am Mikroskop – Erleben mit dem Bleistift 233
- Brief, J.:** *Spirostomum caudatum* – ein „Sumpfwurm“ mit Schwanz und partiell sessiler Lebensweise 193
- Buchczik, S.:** Das Leben neben dem Tod – Klein- und Kleinstlebewesen in von Menschen geschaffenen Lebensräumen 122
- Danz, R.:** Numerische Apertur, Immersion und förderliche Vergrößerung 376
- Drews, F., Baumann, A.:** Nachweis der Stickstoffmonoxid-Synthese in der Fruchtfliege *Drosophila melanogaster* durch Diaphorase-Färbung 29
- Eiding, J.:** Ultraharte Materialien durch hohe Drücke 283
- Fillbrandt, I.:** Spitzenbotanik bei *Ilex aquifolium* 37
- Gad, G.:** Auf Stelzen laufende Nematoden – Die Draconematiden 1
- Gad, G.:** Bärtierchen (Tardigrada) im Grundwasser der Ostfriesischen Insel Norderney 98
- Gad, G.:** Ein Nachlass von Th. Mortensen aus den Pionierjahren der Meiobenthologie – Eine mit der ersten Meiofaunadredge gefangene unbekannte *Richtersia*-Art 287
- Günther, G.:** Hoch gestapelt – tiefenscharf: Anwendung aktueller Software zur Verarbeitung von Bilderstapeln 153
- Günther, G.:** Variabilität der Expulsionsporenanzahl bei *Paramecium bursaria* 265
- Hartmann, L.:** Jetzt wird's haarig! 47
- Hartmann, L.:** Kristallklar 113
- Hartmann, L.:** So rot wie Blut 169
- Hausmann, K.:** Microwereld: Ein edles Mikro-Pflänzchen blüht im Verborgenen 96
- Hausmann, K.:** Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser. Teil 1: Diatomeen, Dinoflagellaten, Foraminiferen, Ciliaten 298
- Hausmann, K.:** Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser. Teil 2: Radiolarien 362
- Hoc, S.:** Ein stets verfügbares Objekt für mikroskopische Studien: Efeu 21
- Hoc, S.:** Lebenskünstler an Hauswänden und Baumrinden: Aeroterrestrische Mikroalgen 129
- Hoc, S.:** Mikroskopische Studien am Tracheensystem von Insekten 257
- Horn, E.:** Konkurrenz für Deckglas & Co. – Neue Methoden der Kombination von Zellkultur und Mikroskopie 183
- Hülsmann, N., Kaufmann, D.:** Das Tee-Ei als Protozoenfalle – Anreicherung von Benthosorganismen am Gewässerboden 277
- Husemann, H.:** Gitterkonstanten von Diatomeen 115
- Husemann, H.:** Monochromatische Achsenbilder 176
- Jacob, W.:** Ein Fremdling in der Mikroflora von sauren Tagebaurestseen 221
- Kaiser, B.:** Mikro-Einsteiger: Ohne Moos nix los oder große Liebe zu kleinen Moosen 44
- Karl, H.-V.:** Über fossile Osteoblasten in Sauro-podenknochen – Der Einsatz der Mikroskopie in der Wirbeltierpaläontologie 199
- Kauer, G.:** Kieselgur – Eine reichhaltige Quelle fossiler Diatomeenschalen. Teil 1: Zur Biologie der Diatomeen 55
- Kauer, G.:** Kieselgur – Eine reichhaltige Quelle fossiler Diatomeenschalen. Teil 2: Kieselgur = Kiesel-erde = Diatomit 87
- Kaufmann, D., Hülsmann, N.:** Das Tee-Ei als Protozoenfalle – Anreicherung von Benthosorganismen am Gewässerboden 277
- Lenzenweger, R.:** Die Borstenrotalge (*Lemanea*), eine gefährdete Alge 50
- Lüthje, E.:** Ein Tessovar auf Fliegenfang – Freiland-aufnahmen mit der Zeiss-Zoom-Fotolupe 203
- Lüthje, E.:** Die Wurzeln der Malayenblume – Bau und Evolution der Haftwurzel der Orchidee *Phalaenopsis amabilis* 334
- Lüttgen, M.:** Digitale Mikrofotografie mit einfachen Mitteln 41
- Lüttgen, M.:** Schirmpigmentwanderungen im Auge der Skopione – Die Tageszeit histologisch sichtbar gemacht 227
- Mach, M.:** Ein Reisemikroskop aus Ebay-Restchen 13
- Maidhof, A.:** Die Blattepidermis und ihre Spaltöffnungen – Vergleichende mikroskopische Beobachtungen 76
- Maidhof, A.:** Morphologische Beobachtungen über Verbreitungseinrichtungen an Samen und Früchten von bedecktsamigen Pflanzen 369
- Motzfeld Laane, M.:** Ein einfaches Mikroskopie-system für Zeitrafferaufnahmen 310
- Pleuger, J., Wörmann, H.:** Mikrotektonik – Die Verformung von Gesteinen im Dünnschliff betrachtet 133

- Schnepf, E.: Calciumoxalat-Kristalle in Pflanzen. Teil 1: Darstellung, Formen und Funktion 65
- Schnepf, E.: Calciumoxalat-Kristalle in Pflanzen. Teil 2: Entwicklung und Musterbildung 161
- Schnepf, E.: Spaltöffnungen, die Ventile der Blätter. Teil 1: Die Stomata und ihre Amylochloroplasten 270
- Schnepf, E.: Spaltöffnungen, die Ventile der Blätter. Teil 2: Entwicklung, Reaktionen und Alterung 342
- Schulz, H.-J.: Zur Morphologie und Biologie von *Hypogastrura socialis* (Insecta, Collembola) 207
- Schulz, H.-J.: Die Wehrdrüsen (Pseudocellen) von *Terondonthophora bielensis* (Insecta, Collembola, Onychiuridae) 340
- Sturm, R.: Mikroskopische Analyse des Insektenabdomens am Beispiel der australischen Feldgrille *Telogyllus commodus* 145
- Sturm, R.: Mikroskopischer Einblick in die Formenvielfalt magmatischer Kristalle am Beispiel des akzessorischen Zirkons 213
- Sturm, R.: Vom Ei zum Adulttier – Mikroskopische Dokumentation der Keimes- und Jugendentwicklung bei ausgewählten Grillenarten 305
- Sturm, R.: Einfache pflanzenphysiologische Experimente und deren Wert für den biologischen Unterricht 321
- Tauscher, M.: Mikroorganismen auf Carbokalk-Anhäufungen 351
- Wacker, R.: Eine neue und einfache Methode zur polychromatischen Anfärbung von Paraffinschnitten pflanzlicher Gewebe für Durchlicht- und Fluoreszenzmikroskopie 210
- Walz, B.: *Raphidiophrys elegans* – Ein Kolonie bildendes Sonnentierchen 173
- Walz, B.: Zellen und Strukturen mit berühmten Namen. Teil 1: Purkinje-Zellen 247
- Walz, B.: Zellen und Strukturen mit berühmten Namen. Teil 2: Vater-Pacini-Körperchen 357
- Wörmann, H., Pleuger, J.: Mikrotektonik – Die Verformung von Gesteinen im Dünnschliff betrachtet 133
- Zeiss, Firma: Höhepunkte in der Geschichte der Immersionsobjektive 251

Kurze Mitteilungen

- Linskens, H. F.: Zählung von Bakterien 25
- Linskens, H. F.: Lichtstreuung am Korallenskelett und die symbiontischen Algen 46
- Linskens, H. F.: Eine neue Zelltheorie 53
- Linskens, H. F.: Tabakblatt-Struktur 54
- Linskens, H. F.: Gras fressende Dinosaurier 144
- Linskens, H. F.: Digitale Holographie als neues Mikroskopieverfahren 152
- Linskens, H. F.: Algen und Bakterien in einem Fließwasser-Periphyton 172
- Linskens, H. F.: Färbung von Pilzsporen 175
- Linskens, H. F.: Lokalisierung des Ölbaum-Allergens 186
- Linskens, H. F.: Virus als Hilfsmittel der Zellanalyse 197
- Linskens, H. F.: Atomare Grenzflächen 206
- Linskens, H. F.: Spitzenwachstum der Baumwollfaser 232
- Linskens, H. F.: Phytolithen 285
- Linskens, H. F.: Mykorrhiza bei einem Lebermoos 333
- Linskens, H. F.: Magnetosomen 339
- Linskens, H. F.: Morphologie der Biofilme 356

Sachregister

- Abbe, Ernst 252
 Abdomen, Insekten 145
 Abscisinsäure 345
 Acantharea 362
Acer pseudoplatanus 68
 Achänen 370
Acheta domesticus 305
 Achsenbilder, monochromatische 176
 Ackerschmalwand 342
 Acridinrot 210
 Acriflavin 210
Actinophrys sol 355
Actinospaerium eichhorni 243
 Adobe Photoshop 235
 Aerenchym 67, 163
Aerobacter 246
Agapanthus africanus 76, 374
 Agaven 67
 Agavensaft 72
 Ahorn 372
 Alatsee 245
Alcea rosea 156
 Algen 172
 Algen, symbiotische 46
 Algenbewuchs 351
Alligator mississippiensis 201
Allium 275, 344
Allium cepa 70, 324
 Alpenveilchen 80
 Alveolata 302
 Alveolen 301
 Amaryllis 346
 Ameloblasten 329
 Amnionhöhle 307
 Amöben 27, 353
 Amphiden 2
 Amphiesmata 301
Amphilonche 365
Amphipleura pellucida 15
 Amphipoden 101
 Amylochloroplasten 270, 344
 Analschläuche 208
 Ananas 65
Androctonus australis 228
 Anemochorie 370
Anemone sylvestris 371
 Anfärbung, polychromatische 210
 Angiospermae 79, 369
 Anhydrobiose 101
 Anilinblau-Eosin 78
Anodonta 246
 Anthurien 275
Anthurium ferrierane 274
Antirrhinum majus 374
 Anuschat, Erich 13
Apatococcus lobatus 129, 353
 Apertur, numerische 115, 376
 Apiales 21
 Apicomplexa 302
Arabidopsis thaliana 342
 Araceae 67
Arachnoidiscus ornatus 58
 Araliaceae 21
 Arborescens-Form 22
 Armleuchteralgen 65, 246
 Aronstabgewächse 67
 Arten, epedaphische 207
 Arten, euedaphische 207
 Arten, hemiedaphische 207
 Arthropoden 257
Arum maculatum 67
Asclepias curassavica 371
 Ascomyceten 131
 Ascorbinsäure 66
Aspergillus fumigatus 175
Aster linosyris 371
 Astrablau 210
 Astrablau-Safranin 78, 338
Astrosphaera 363
Athyrium felix-femina 78
Atlantosaurus 200
 Auflicht-Interferenzkontrast 94
 Auflösungsgränze 377
 Auflösungsvermögen 55
 Aufwuchs 125
 Autochorie 370
 Axopodien 173
 Bacillarienerde 87
 Bacillariophyceae 56, 353
 Bakterien 172
 – Zählung 25
 Bariumsulfat 66
 Bärtierchen 98, 353
 Basalte 134
Batrachospermum moniliforme 246
 Bauchhaarlinge 101
 Baumwolle 232
 Bauschema 321
Begonia maculata 71
 Begonien 68
 Berberitze 37
 Bergahorn 68
 Beryll 113
Betula pendula 373
 Beugungsmaxima 116
 Bewegung, nastische 344
 Bildbearbeitungs-Programme 233
 Bilderstapel, Software 153
 Bildverarbeitung, digitale 94
 Biofilme 172, 356
 Biokorrosion 129
 Biokruste 129
 Birke 373
Blaberus 259
 Blastokinese 307
 Blattdimorphismus 38
 Blattepidermis 76
 Blätter 37, 67
 Blattlausfliegen 204
 Blattpolymorphismus 38
 Blattstiele 67
 Blaualgen 353
 Blut 169
 Blutausstrichverfahren 171
 Blütenblatt 219
 Blutkörperchen
 – rote 170
 – weiße 170
 Blutplättchen 170
 Bodmann 34
Bodo saltans 352
 Böhmisches Masse 217
 Bohnen 69
 BONITO 74
 Borke 72
 Borstenrotalge 50
 Botenstoffe 29
Brachiosaurus
 – *altithorax* 199
 – *ataliensis* 199
 – *brancei* 199
 Brachiopinae 206
Brassica
 – *napus* 83
 – *oleracea* 272, 343
 Brassicaceen 82
 Brechzahl 376
 Brennhaare 72
Brontosaurus 200
 Bryophyta 78, 333
 Bryozoen 235
Bryum rubens 45
 Buche 219
 Bündnerschiefer 139
Bursaria truncatella 280
 Calcium 72
 Calciumoxalat 65
 Calciumoxalat-Kristalle 161
 Calciumoxid 351
 Calciumsulfat 66
 Calla 72
Camarasaurus 200
Canavalia ensiformis 68, 166
Carausius morosus 305
 Carboalk 351
 Caryophyllaceae 80
Casuarina equisetifolia 212
Catananche coerulea 204
 Celestit 365
 Centrales 58
Centrostephanus longispinus 28
Cephalodella 109
 – *forcifcula* 124

- Ceratium*
 – *cornutum* 301
 – *macroceros* 301
 – *tripos* 27, 301
Ceratocorys horrida 301
Chantransia 51
Chaos diffluens 243, 355
Chara 226, 246
 Characeen 65
Chelonia mydas 201
 Chicoree 156
Chilodonella
 – *calkinsi* 355
 – *uncinata* 355
Chlamydomonas 225
 – *proboscigera* 354
Clorella
 – *angustoellipsoidea* 130
 – *botryoides* 354
 – *luteoviridis* 130
 – *vulgaris* 130
 Chlorid 345
 Chloronema 223
 Chlorophyta 352
 Cholera-Pandemie 358
 Christrose 82
Chromatium 246
 Chrysolaminarin 56
Cichorium intybus 156
 Ciliata 298, 353
Cimicifuga racemosa 373
Circaea lutetiana 65, 161
Cladophora 221
 Clitellata 101
Clivia minima 272, 349
 Clock genes 228
Closterium 65
 Coachella Valley 231
 Coccolith 27
Coccomyxa 130
Codonella cratera 243
Coenocystis 130
Coleps 280
 Collembola 207, 258, 340
Colpoda steinii 355
 Copepoden 101
 Corel Photopaint 235
 Cornealinse 227
Cosmos bipinnatus 204
Crassula
 – *arborescens* 275, 343
 – *portulaca* 272
 Crassulaceen 83, 342
Crinum augustum 346
 Cyanophyceae 353
Cyclamen
 – *hederifolium* 80
 – *neapolitanicum* 80
Cypris pubera 123
 Cytorrhise 322
- 2D 233
 3D 233
Dactylosphaerium vitraeum 27
Dalechampia 72
 Darmkiemen 260
 Datenbank, Planktonorganismen 375
Datura 71
Daucus carota 153
 Dauereier 101, 123
 Dauerpräparate, Moose 45
Dendroaster excentricus 28
 Dentin 329
 Deplasmolyse 322
Dermochelys coriacea 201
 Desmidiaceen 27, 65
Desmococcus olivaceus 354
Dianthus
 – *carthusianorum* 76, 80, 373
 Diapause 146
 Diaphorase-Färbung 29
 Diatomeen 27, 87, 115, 298
 Diatomeenschalen 55
 –, fossile 87
 Diatomit 87
 Dickblattgewächse 83
 Dickschwanzskorpion 228
 Dicotyledoneae 79
Dicranium scoparium 108
Dictyocoryne profunda 362
Dictyostelium discoideum 185
Diffugia
 – *clavifrons* 279
 – *corona* 280
 – *oblonga* 279
 Diffusion 322
 Digitalkamera-Adapter 168
 Digitaltechnik 240
 Dihydrat 66
 Dikotylen 345
 Dinoflagellaten 27, 46, 298
 Dinoflagellatencyste 300
Dinophysis
 – *homunculus* 301
 – *sphaerica* 301
 Dinosaurier 144
 Dioptrischer Apparat 227
Diploconus 366
Diplodocus 200
 Doppelbrechung 176
 Dornen 37
Dracaena 67
 – *cinnabarii* 163
 Drachenbaum 67, 163
 Drachenfadenwürmer 1
Dracograllus 2
 Draconematiden 1
 Drehflieger 372
 Dreimasterblume 79
Drepanocladus fluitans 222
- Drosophila* 85
 – *melanogaster* 29, 145
 Drücke, hohe 283
 Drusen 66, 162
 Drüsenzellen 67
Dryas octopetala 370
 DTP-Software 235
 Durchlasszellen 338
 Dvorak-Stotter Kammer 313
 Dynamit 87
Dytiscus 258
- Eau de Javelle 22
 Ebay 13
 Ecdyson 29
 Echinodermata 288
Echinodorus majus 273
Echitonias elegans 362
 Efeu 21, 40
 Ehrenpreis 80
 Eiche 219
 Einzelkristalle 66
 Eklogit 134
 Embryonalentwicklung 305
Emiliania huxleyi 27
 Endothelzelle 184, 315
 Ensifera 145
 Enzian 373
 Epidermispräparate 77
Epilobium 370
Epistrophe balteatus 204
Episyrphus balteatus 204
 Epivalva 56
 Epsilonematiden 1
Erigeron annuus 205
 Eristalinae 205
Eristalis
 – *horticola* 205
 – *memorum* 205
 – *pertinax* 205
 – *tenax* 205
Eristalomyia tenax 205
Erythropisia 301
Escherichia coli 25
 Etzold-Färbung 210
 Etzolds Gemisch 338
Eudraconema 10
 Euparal 78
 Eutracheata 257
 Exokarp 24
 Experimente, pflanzenphysiologische 321
 Expulsionsporen 265
- Fadenwürmer 1, 101
 F-Aktin 185
 Farbstoffe 210
 Färbung, Astrablau-Safranin 338
 Färbung, Etzold 210
 Färbung, W-3A 210

- Farne 78
 Faulschlamm 277
 Federschweifflieger 370
 Feldberger Seenlandschaft, Sommerworkshop 74
 Feldgrille 145, 258, 305
 Felsenspringer 259
 Fetthenne 82
 Fibroblasten 185
 Fichte 219
 Flagellaten, heterotrophe 352
 Flamingoblumen 275
 Flechtenalge 131
 Fließwasser-Periphyton 172
 Flohkrebse 101
 Flottoblasten 235
 Fluorophoren 197
 Foraminiferen 27, 298
 Foraminiferenskelett 154
 Forbes, Edward 290
 Fourier-Transformation 115
 Frauenfarn 78
 Fraunhofer-Beugung 116
 Freemann, Richard Austin 13
 Friedhofsbecken 123
 Früchte 369
 Fruchtfliege 29, 85
 Fruchtknoten 219
 Fruchtwandepidermis 24
 Fuchsin 211
 Funktion, hygrische 207

Galanthus nivalis 79
Galium odoratum 80
 Gamet 57
 Gametophyten 44, 78
 Gänseblümchen 211
 Gastrotricha 101
 Gelbbrandkäfer 258
 Geleitzellen 67
 Gentechnologie 326
Gentiana asclepiadea 373
 Geradflügler 305
 Gesteinsdünnschliffe 133
 Gewässerklassifizierung 123
 Giemsa-Färbung 171
 Gilbweiderich 80
 Gitterkonstanten 115
 Gitterkugelanordnung 364
Gleditsia 72
 Gliazellen 227
 Glycine 348
 Globigerinen 303
Gloecystis rupestris 354
Gloeotila protogenita 354
 Gneise 134
 Goldaster 371
 Golgi, Camillo 248
Goniodoma acuminatum 301

Gossypium
 – *barbadense* 232
 – *hirsutum* 232
 Gramineae 79
 Granit, Weinsberger 217
 Grillenarten 305
Grillus campestris 258
 Grobkorngneis 217
 Grünalgen 129, 352
 Grundwasser 98
 Grundwasserfauna 98
Gryllus assimilis 305
 Gürtelband 56
Gyrosigma balticum 118

 Haare 47
 Haarflieger 370
 Haarmark 48
 Haeckel, Ernst 234, 301
Haematococcus pluvialis 185
Haematopota 154
 Hafttuben 2
 Haftwurzeln 22, 334
 Hahnenfußgewächse 82
 Hakenlilie 346
Haplomitrium 333
Haplosaurus 200
 Harnstoff 323
 Härtestufe 122
 Hasen-Klee 370
 Haushaltszucker 180
 Havers'sche Kanäle 199
 Hechtalligator 201
Hedera helix 21, 40, 71, 274
 Hederacosid 24
 Hederin 24
 Heimchen 305
 Helgoland 98
 Heliozoa 173
Helleborus niger 82
Helodea densa 324
Helophilus pendulus 205
 Hemerochorie 370
 Hemipneustier 258
 Hesenkraut 67
Heterococcus 222
Heterocypris incongruens 123
Heteromita globosa 352
 Heterophyllie 21
 Hexapoden 257
 Hexenkraut 161
Hibiscus syriacus 371
Histioneis remora 301
 Histologie-Wochenende 36
 Hoden 147
 Holographie 152
 Holopneustier 258
 Holunderblätter 70, 348
 Hooke, Robert 251
 Hubschrauberprinzip 373

 Humerus 201
 Hybridisierung 326
 Hydathoden 272, 324
Hydra 246
 – *oligactis* 12
 Hydracarida 101
 Hydrochorie 370
 Hydroskelett 1
 Hydroxylapatit 329
 Hygrophyten 84
 Hyperpneustier 258
Hypnum cupressiforme 45
Hypogastrura socialis 207
 Hypovalva 56
Hypsibius 104

 Idioblasten 66, 161, 342
Ilex aquifolium 37
 Immersion 376
 Immersionsobjektive 251
 Immunhistochemischer Nachweis 30
Impatiens
 – *niarnniamensis* 65
 – *parviflora* 68, 84
 Insekten 257
 Insektenabdomen 145
 Interferenzfarbe 178
 Interstitial 3
 Interstitium 287
 Ionendepot 67
Iris germanica 70
 Isogyren 179
Isohypsibius prosostomus 102

 Jet Lag 227
 Judenkirsche 349
 Jungfernzeugung 123
 Juvenilformen 39
 Juvenilhormon 29

 Kalisalpeter 180
 Kalium-Konzentration 344
 Kaliumnitrat 180
 Kalkofengas 351
 Kallose 232
 Kambiumzellen 67
 Kameradapter 42
 Kämmerlinge 298
 Kappenplasmolyse 322
 Karpelle 369
 Karposporophyten 51
 Karthäuser-Nelke 76, 80
 Karyopse 369
 Kastanienblätter 72
 Keimesentwicklung 305
 Kelchblätter 219
Kentranthus ruber 77, 371
Keratella
 – *cochlearis* 109
 – *patella* 109

- Kieselalgen 298, 353
 Kieselerde 87
 Kieselgur 55, 87
 Kieselsäure 56
 Kieselsäureschalen 115
 Kimmeridgium 199
 Klatschmohn 153, 374
Klebsormidium 129
 Kleinhirnrinde 248
 Kleinmikroskope 14
 Knoblauch 275
 Kochsalz 113
 Komodowaran 201
 Komplementärfarbe 178
 Komplexaugen 228
 Kondensorblende 116
 Königslilie 372
 Konjugation 195
 Konoskopie 177
 Kontraktile-Vakuolen-Komplex 266
 Koproolithen 144
 Korallenriffe 9
 Korallenskelett 46
 Kotsteine 144
 Kraus, Robert 26
 Kreuzblütler 82
 Kristalle 283
 –, magmatische 213
 Kristallentwicklung 161
 Kristallgitter 206
 Kristallmorphologie 214
 Kristallsand 66
 Küchenzwiebel 70, 167, 335
 Kupfer 72
- Lamiaceae 83
 Landesgartenschau 12
 Langzeitstudien 186
 Larvalentwicklung 305
Lasiopticus pyrastris 204
 Lateralaugen 228
 Laubfall 72
 Laubmoose 44, 78, 108
 Lebermoose 44, 333
Lecane 355
 LED-Beleuchtung 17
 Lederschildkröte 201
 LED-Ringbeleuchtung 202
 LEDs 155
 Leimkraut 375
 Leinkraut 373
 Leitbündel 67, 70, 238
 Leitfähigkeit 122
Lemanea fluviatilis 50
Lembadion 280
Lemma 72
Lepadella patella 109
 Leuchtfeldblende 116
Levisticum officinale 167
- Libellenlarven 258
 Lichteinfall 122
 Lichtstreuung 46
 Lichttriebe 22
 Liebstöckel 167
Lilium regale 372
Linaria vulgaris 373
 Linden 219, 349
 Linsenaugen 228
 Lippenblütler 83
Lithobius 259
Lithoptera mülleri 366
Locusta migratoria 305
 Lokomotion 58
 Lotusblume 28
 Löwenmaul 374
 Löwenzahn 347, 371
Loxodes
 – *magnus* 196
 – *striatus* 196
 Lückensystem 3, 287
 Lugol-Lösung 273, 343
Lysimachia vulgaris 80
- Machilis* 259
Macrobotus 355
 – *angusti* 104
 – *intermedius* 354
 – *richtersi* 102
 Madagaskarstrauße 201
 Magnetit-Kristall 339
 Magnetosomen 339
Magnetospirillum magneticum 339
 Magnoliophyta 369
 Maikäfer 258
 Mais 79, 335
Majorella bigemma 355
 Malat 345
 Malayenblume 334
 Malinol 78
 Markasit 225
 Markkanal 48
 Materialien, ultraharte 283
 Mechanorezeptoren 357
Meconopsis cambrica 201
 Medakafisch 85
 Meeresleuchten 301
 Meibenthologie 287
 Meiofauna 1
 Meiofaunadredge 287
Melanostoma mellinum 204
Melica ciliata 370
Melolontha vulgaris 258
 Meopta 16
 Mesophyll 67, 70
 Mesophyten 84
 Messbereich 116
 Metamorphose 288
 Metapelit 137
- METEOR 298
 Methylenblau 78, 171
 Methylenblau-Eosin-Färbung 338
Micrasterias
 – *crux melitensis* 12
 – *denticulata* 325
 – *jeneri* 361
 – *rotata* 27, 156
 Microwereld 96
 Mikroalgen, aeroterrestrische 129
 Mikrochemie 14
 Mikrofotografie 14
 –, digitale 41
 Mikroskopier-Treffen 281
 Mikrotektonik 133
 Milesiinae 205
 Miniermotte 72
 Mitose, tripolare 315
Mniobia magna 109
Mnium 78
 – *splendens* 322
 Moastrauße 201
 Monocytodoneae 79
 Monohydrat 66
 Monokotyledonen-Stängel 335
 Monokotyledonen-Wurzel 335
 Monokotylen 345
Monorbaidium tortile 354
 Monosporen 51
 Moose 44, 78, 333
Morosaurus 200
 Mortensen, Thomas 287
Mougeotia 125, 353
 – *scalaris* 354
 Mückenlarven 122
 Müller'sches Gesetz 365
Musca domestica 154
 Muschelkrebse 101, 123
 Mykorrhiza 333
 Mylonite 135
 Myoneme 301
 Myriapoden 257
Myriophyllum 163
- Nanokristall 283
 Natriumchlorid 113
 Natriumnitrat 180
 Nauplius-Larven 123
 Nelke 373
 Nelkengewächse 80
Nelumbo lucifera 28
 Nematoden 1, 101
 Netzmikrometer 234
 Neutralrot 324
 Nierenzellen 315
Noctiluca scintillans 301
 Norderney 98
 NOS (Stickstoffmonoxid-Synthese) 29

- Numerische Apertur 115, 376
 Nüsschen 369
Nymphoides
 – *humboldtianum* 275
 – *peltata* 324

 Oberflächenwasser, ozeanisches
 298, 362
 Oberjura 199
 Ocellus 302
 Okularmikrometer 115
 Ölbaum-Allergen 186
Olea europaea 186
 Oleander 211
 Ölimmersionsobjektive 252
 Ommatidien 207, 227
 Onychiuridae 340
 Onychophora 257
Ophrydium versatile 246
Ophryoglena atra 280
 Orchidee 334
Origanum vulgare 205
Ornithocercus magnificus 301
 Orthoptera 145, 305
 Orthoskopie 177
 Osmose 322
 Ossifikationsprozess 200
 Osteoblasten 199
 Ostracoda 101
 Oszillator 227
 Ovarien 147
 Oviposition 305
 Ovipositor 147

 Pacemaker 227
 Pacini, Filippo 357
Palaeoloxodon antiquus falconeri
 201
 Panzergeißler 298
Papaver rhoeas 153, 374
Paphiopedilum 344
 – *insigne* 274
 Pappus 370
Paradraconema 2
 Paraffinschnitte 210
Paramecium bursaria 265
Parastenocaris vigesima 101
Parthenocissus 72
 Parthenogenese 104
Paruroctonus mesaensis 228
 PAS 333
 Pauspapier, elektronisches 235
Pavonina flabelliformis 27
 Pelargonien 344
Pelargonium zonale 275
Pelomyxa palustris 279
Peneroplis 154
Penicillium brevicompactum 175
 Penis 147
 Pennales 58

Peridinium divergens 301
 Peridotit 134
 Periphyton, epilithisches 172
 Perlgras 370
 Permeation 322
Petunia 326
 Pfennigbaum 272
 Pflanzen, bedecktsamige 369
 Pflanzensteine 144
 Phaeodarea 362
Phalaenopsis amabilis 334
Phaseolus 69
 pH-Bedingungen 325
Philodendron rubescens 67
Philodina roseola 355
 Phlorogluzin-Salzsäuregemisch
 338
Phragmites 111
 – *communis* 82
 Phthalsäurekristall 12
 pH-Wert 122
Physalis alkekengi 349
 Phytolithen 144, 285
Picea albies 238
 Pigmentbecherocellen 228
 Pilzsporen, Färbung 175
Pinnularia
 – *opulenta* 118
 – *viridis* 58
Pistia 67
 – *statoides* 72, 163
 Plankton 298
 Planktonkundler 12
 Planktonkurs am Heiligen Meer
 43
 Planktonorganismen-Datenbank
 375
 Plasmodiesmen 232, 276, 321
 Plasmolyse 322
Pleurococcus 129
Pleurosigma angulatum 118
 Polarisationsmikroskopie 66
 Polierschiefer 87
 Pollen 219
 Polycystinea 362
Polypodium 343
Porites branneri 46
 Porree 275
 Postantennalorgan 207
 Präzipitationsmembranen 162
 Primelgewächse 80
 Primulaceae 80
 Probenkammern 313
Prochaetosoma 2
 Prosoma 228
 Protami 14
 Protonema 221
 Protonenpumpe 345
 Protoplastenverschmelzung 326
 Protozoenfalle 277

 Protracheata 257
 Prynnesiomonaden 27
Pseudoblepharisma tenue 195
 Pseudocellen 340
 Pteridophyta 78
 Purkinje, Jan Evangelista 247
 Purkinje-Zellen 247
Pyrgidium pyriforme 301
Pyrocystis 300

 Quecksilber-Bromphenolblau
 333
Quercus robur 80

Racomitrium canascens 108
 Rädertiere 100, 353
 Radiolarienskelett 154
 Ranunculaceae 82
 Raphen 58, 92
 Raphiden 65, 161
 Raphidenbündel 65
Raphidiophrys elegans 173
 Raps 83
 Receptaculum seminis 147
 Regenbremse 154
 Reisemikroskop 13
 Remane, Adolf 287
 Reproduktionstrakt 146
 Rhabdom 227
 Rhabdomere 227
Rhabdonema 58
Rhingia campestris 205
 Rhizodermis 336
 Rhizopoda 353
 Rhodamin 211
 Rhodopsin 227
 Rhythmen, circadiane 227, 345
 Rhythmen, endogene 227
Rhytidiadelphus squarrosus 108
Richtersia 287
 – *coomansi* 296
 – *deconincki* 296
 – *inaequalis* 294
 Riesen-Landschildkröten 201
 Rinderschmelz 330
 Rinderzahn 330
 Ringelwürmer 98
 Röntgendiffraktion 65
 Roseneibisch 370
 Rosinen 167
 Rotalgen 50, 246
Rotaria
 – *neptunia* 196
 – *rotatoria* 109
 Rotatoria 353
 Rötengewächse 83
 Rotifera 100
 Rubiaceen 83
 Ruderfußkrebse 98, 101

- Saccharose-Kristalle 180
 Safranin 211
 Safranin-Fastgreen 78
Sambucus nigra 71, 349
 Samen 369
 Samenschalen 67, 369
 Sanddollar 27
Saponaria officinale 83
 Saprobiensystem 123
 Saubohne 270
 Sauerstoffgehalt 122
 Sauginfusorien 303
 Sauropodenknochen 199
Saxifraga 80
Scabiosa
 – *caucasica* 372
 – *columbaria* 205
Scaeva pyrastris 204
 Schabe 259
 Schattenblätter 22
 Schattentriebe 22
 Scheibenflieger 372
 Scheinbiene 205
 Schichtarbeit 227
 Schilfrohr 82
 Schirmchenflieger 370
 Schirmpigmente 228
 Schirmpigmentwanderung 227
 Schlammfliegen 205
 Schleiden, Matthias Jacob 53, 247
 Schlierengranit 217
 Schluffsande 225
 Schmelzätzmuster 329
 Schmelzprismen 329
 Schmuckdesigner 26
 Schmucklilie 374
 –, Afrikanische 76
 Schnee, schwarzer 207
 Schneeflöhe 207
 Schneeglöckchen 79
 Schraubenflieger 372
 Schrittmacher 227
 Schwann, Theodor 53, 247
 Schwebfliegen 204
 Schwefelbakterien 246
 Schwefelpurpurbakterien 246
 Schwertbohne 68, 166
 Schwimmblätter 272
Scleropodium purum 108
Sedum spurium 82
 Seeigel 28
 Segelflieger 372
 Seidenpflanzen 370
 Seifenkraut 83
 Semachorie 370
 Sichelmoos 222
 Sichttiefe 122
 Siebröhren 67
 Silber 206
 Silberimprägation 249
 Silberkerze 373
 Silberwurz 370
Silene vulgaris 375
 Silikatschuppen 27
 Skabiosen 370
 Sklereiden 238
 Skorpione 227
 Software, Bilderstapel 153
Solidago canadensis 205
 Sommerworkshop Feldberger
 Seenlandschaft 74
 Sonnenblätter 22
 Sonnentierchen 173, 353
 Sonora-Wüste 231
 Spaltöffnungen 76, 270, 342
 –, anamocytischer Typ 82
 –, anisocytischer Typ 82
 –, cyclocytischer Typ 83
 –, diacytischer Typ 83
 –, paracytischer Typ 83
 –, tetracytischer Typ 83
 Spaltöffnungsapparat 344
 Spaltöffnungstypen 82
Spathidium 280
Spathiphyllum 275
 Speisemöhre 153
 Spermatophore 147
Sphaerophoria scripta 204
 Sphärorkristalle 66
 Spiculae 173
 SPIM-Verfahren 85
 Spindelrotation 315
Spirogyra 322
Spirostomum
 – *ambiguum* 193, 280
 – *caudatum* 193
 – *minus* 193
 – *teres* 193, 280
 Spitzenwachstum 232
 Spitzwegerich 347
 Spongodisciden 362
 Sporenwand 175
 Spornblume 77, 371
 Sporophyten 44, 78
 Springkraut 84
 –, Kleinblütiges 68
 Springschwänze 207, 258
 Sprossdornen 37
 Sprossrinde 67
 Sprossstacheln 37
 Sprunggabel 208, 341
 Stabheuschrecken 305
 Stachelhäuter 288
 Stacheln 37
 Stärke 270
 Staubbeutel 219
 Staubgefäße 219
Staurostrum sexangulare 361
 Steinbrechgewächse 80
 Steinläufer 259
Stentor 302
 Steppengrille 305
 Sternhaare 24
Stichococcus 131
 – *bacillaris* 353
 Stickstoffmonoxid-Synthese 29
 Stieleiche 80
 Stigmen 257
 Stockrose 156
 Stoffanalyse 177
 Stomata 270, 342
 Strahlentiere 298, 362
Stratiotes aloides 275
 Sträucher, immergrüne 21
 Strontium 72
 Strontiumsulfat 365
 Strudelwürmer 101
 Stubenfliege 154
 Stygobionten 100
 Stygofauna 98
 Styloide 66, 69
 Sudan-III 78
 Sudan-III-Anfärbung 338
 Suktorien 303
Supraspathidium 280
 Süßgräser 79
 Süßwasserlinie 98
 Swift-Exkursionsmikroskop 15
Symbiodinium 46
Syngonium wendlandi 68
Syrirta pipiens 205
 Syrphiden 204
 Syrphinae 204
Syrphus
 – *pyrastris* 204
 – *ribesii* 204
 Tabakblatt 54
Tabellaria fenestra 27
 Tagebaurestseen 221
 Tami 14
 Tanne 219
Taphrocampa slenura 109
Taraxacum officinale 348, 371
 Tardigrada 98
 Taschenmikroskop 13
 Taufliege 145
 Tausendblatt 163
 Tee-Ei 277
Teleogryllus commodus 145, 305
 Temperatur 122
Tenuidraconema 4
 Tequila 72
 Tessovar 203
 Testa 369
 Testplatten 118
Tetradontophora bielensis 340
Thulinia
 – *angusti* 104
 – *ruffoi* 104
 – *stephaniae* 101, 104

- Thuricola folliculata* 239
 Tiefenschärfe 153
 Tierfraß 72
Tilia platyphyllos 349
 Tinopal 68
 Tintinniden 303
 Tömösvary'sches Organ 207
 Tönnchenstadium 101
 Tonoplast 322
 Tonoplastenplasmolyse 322
 Torfmoose 44
Tortula ruralis 108
 Tracheensäcke 260
 Tracheensystem 257
Trachelius ovum 280
Trachemys scripta elegans 200
 Tracheolen 259
Tradescantia
 – *albiflora* 79
 – *viridis* 270, 345
 – *zebrina* 346
Tragia 72
 Transpirationsschutz 39
Trebouxia 130, 354
Treubia 333
Trifolium arvense 370
 Tripel 87
 Trockenstress 346
 Trompetentier 302
Tubifera pendulus 206
Tulipa silvestris 372
 Tulpe 372
 Turbellaria 101
 Turgoränderungen 344
 Tympanalorgane 305
 Typologischeschema 214
Tyrannosaurus rex 201

 Ulme 219
 Ulna 199
 Umbelliflorae 21

 Vakuole, kontraktile 266
Varanus komodoensis 201

 Vater, Abraham 357
 Vater-Pacini-Körperchen 357
 Velamen radicum 334
 Verbreitungseinrichtungen 369
 Verdauungstrakt 146
 Vergrößerung, förderliche 94,
 376
Veronica
 – *beccabunga* 324
 – *spicata* 80
Vibrio cholerae 358
Vicia faba 271
 Virchow, Rudolf 53
 Virus 197
 Vitalfärbung 324
 Vitalzentrifugation 326
Vitis
 – *mustangensis* 68
 – *vinifera* 65
Volvox
 – *aureus* 12
 – *globator* 12
 Vorkeim, *Chantransia* 51

 W-3A-Färbung 210
 Waldmeister 80
 Wanderheuschrecke 305
 Wasserflöhe 122
 Wasserimmersionsobjektive 252
 Wasserlinsen 67, 72
 Wassermilben 101
 Wassersalat 67, 163
 Wasserstoffperoxid 88
 Wasserwerte 122
 Weddelit 66
 Wehrdrüsen 340
 Weidenröschen 370
 Wein 67
 Weintrauben 65
 Wenigborster 101
 Whewellit 66
 Wilder Wein 72
 Wimpertiere 298, 353
 Windröschen 370

 Windstreuer 373
 Windverbreitung 369
 Wirbeltierpaläontologie 199
Wisteria sinensis 348
 Wohldenberg 281
 Wolfsmilchgewächse 82
 Wurzelhaare 336
 Wurzeln 67
 Wurzelspitze 338

 Xanthophyceae 221
 Xerophyten 84

 Zähnenkapsel 375
 Zahnschmelz 329
Zantedeschia aethiopica 72, 275
Zea mays 79, 238, 343
Zebrina pendula 325
 Zedernöl 252
 Zeichenapparat 234
 Zeichenstift, digitaler 237
 Zeichnen 233
 Zeitrafferaufnahmen 310
 Zeitraffer-Mikroskopie 197
 Zelle, pflanzliche 321
 Zellkompartimente 321
 Zellkultivierungssystem 183
 Zellkultur 183
 Zelltheorie 53
 Zentrifugation 326
 Zieralgen 65
 Zierkohl 344
 Zinkoxid 206
 Zirkon 213
 Zirkon, akzessorischer 213
 Zoochlorellen 365
 Zoochorie 370
 Zuckerrüben 70
 Zwergelafanten 201
 Zwiebel 275, 344
Zygogonium 225
 Zyklomorphose 208
 Zytoskelett 185

Tabelle 3: Kieselalgen (Bacillariophyceae).

Name	Monate (1–12)	Häufig- keit
<i>Amphipleura pellucida</i>	3–5	s
<i>Navicula tenelloides</i>	1–3	h
<i>Nitzschia pusilla</i>	12–1	sh
<i>Synedra acus angustissima</i>	7–8	s

Tabelle 4: Blaualgen (Cyanophyceae).

Name	Monate (1–12)	Häufig- keit
<i>Oscillatoria formosa</i>	11–12/9	h
<i>Phormidium foveolarum</i>	1–9	h
<i>Phormidium inundulatum</i>	4–9	h

Tabelle 5: Amöben und Sontentierchen (Rhizopoda) (Abb. 15–17).

Name	Monate (1–12)	Häufig- keit
<i>Acanthamoeba castellanii</i>	11–9	h
<i>Actinophrys sol</i>	3–5	s/h**
<i>Arcella vulgaris</i>	6–9	s
<i>Astramoeba radiosa</i>	7–9	h*
<i>Chaos diffluens</i>	6–9	h*
<i>Dactylosphaerium vitraeum</i>	3–9	s
<i>Mayorella bigemma</i>	7–9	s
<i>Mayorella viridis</i> (erst nach ca. 4 Wochen häufig)	5–9	s/h**
<i>Vahlkampfia mira</i>	4–9	s/h**

auch als Bodenalgen bekannt sind. Daneben findet man Blaualgen, die allerdings keine echten Algen sind, sondern zu den Bakterien zählen, sowie Kieselalgen. Als Erstbesiedler aus dem Reich der Algen zeigt sich stets die Stäbchen-Grünalge *Stichococcus bacillaris*, die auch eine erste hellgrüne Färbung erzeugt (Abb. 5). Nach Erscheinen der Grünalgen *Apatococcus lobatus* (Abb. 6) geht die Besiedlung rasch weiter und zeigt im Jahresverlauf die in Tabelle 2 aufgeführten Arten. Diese vermehren sich zum Teil auch in den wässrigen Aufschlammungen, sofern man sie diffusum Sonnenlicht aussetzt. Wenngleich die Grünalgen den größten Teil der Mikroorganismen ausmachen, so findet man

Tabelle 6: Wimpertiere (Ciliata) (Abb. 19–21).

Name	Monate (1–12)	Häufig- keit
<i>Chilodonella calkinsi</i>	1–3	sh
<i>Chilodonella uncinata</i>	7–9	h–sh
<i>Coleps hirtus</i>	4–9	s–sh*
<i>Colpoda steini</i>	3–9	h
<i>Cyclidium glaucoma</i>	1–9	sh
<i>Lionotus fascicola</i>	11–2	sh
<i>Metopus hasei</i>	2–5	h
<i>Paramaecium caudatum</i>	4–9	h–sh*
<i>Pseudovorticella sphangni</i>	7–8	s
<i>Stylonychia mytilus</i>	11–12	h

Tabelle 7: Rädertiere (Rotatoria) (Abb. 22 und 23).

Name	Monate (1–12)	Häufig- keit
<i>Adineta barbata</i>	1–7	s
<i>Euchlanis triquetra</i>	8–9	s
<i>Lecane lunaris</i>	11–7	h
<i>Philodina roseola</i>	1–9	sh

neben ihnen noch eine große Zahl von Kieselalgen, heterotrophen Flagellaten, Amöben, Ciliaten, und sogar Rädertiere und Bärtierchen (Tabellen 1, 3–7). Diese Mikroorganismen wurden in den Monaten November bis September (Monat des Ausstreuens) beobachtet.

Die Tabellen 1–7 zeigen, dass die Grünalgen die größte Gruppe der Besiedler der Carbokalk-Haufen stellen. Sie sind offenbar alle in der Lage, lange Trockenperioden zu überstehen. In dieser Zeit beobachtet man ein Verblassen der Färbung der oberen Kruste, die jedoch nach dem ersten Regen bald wiederkehrt – ein deutliches Zeichen dafür, dass das Leben auf der Kalkoberfläche weitergeht. Kaum zu erwarten war die Anwesenheit von Rädertieren in den Algenrasen. Die vier beobachteten Arten leben normalerweise als Plaktonorganismen im Wasser, haben aber offenbar ebenfalls Überlebensstrategien für Trockenperioden auf festem Untergrund entwickelt.

In den Aufschlammungen zeigte sich jeweils nach kurzer Zeit eine große Zahl kleiner, nadel-förmiger, manchmal auch spindelförmiger Grünalgen (Länge 15–25 µm, Breite 0,5–1,0 µm), die nicht sicher zugeordnet werden konnten. Wahrscheinlich handelt es sich um *Mono-*

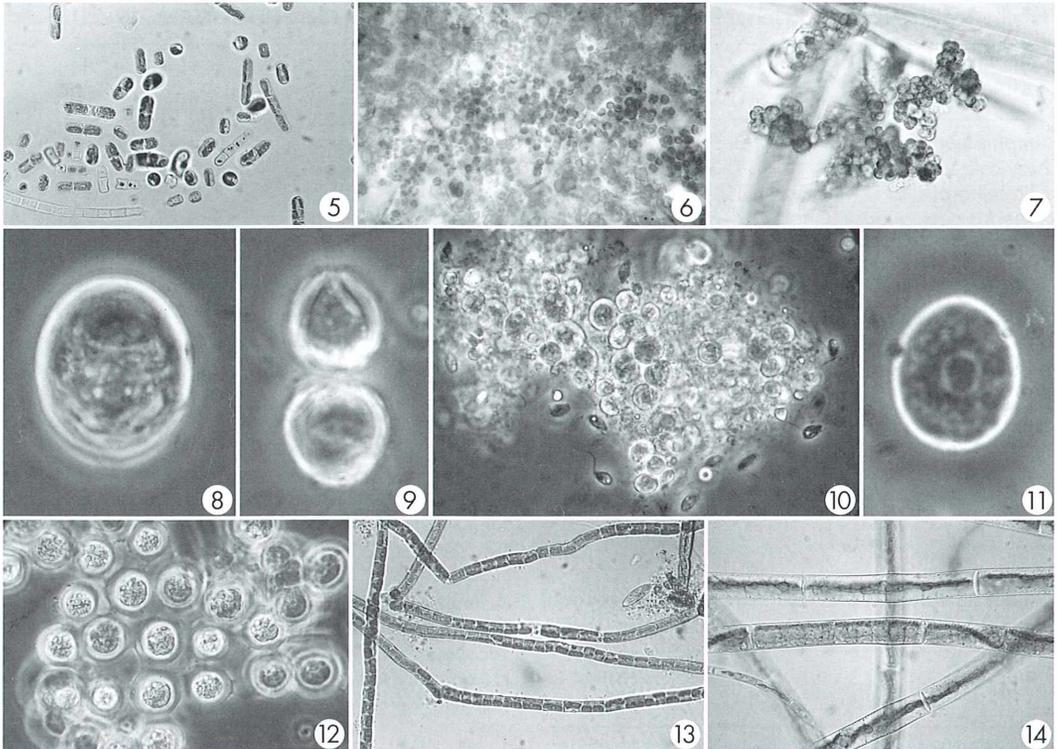


Abb. 5–14: Grünalgen. Abb. 5: *Stichococcus bacillaris*, HF, Vergr. 570fach. – Abb. 6: *Apatococcus lobatus*, HF, Vergr. 390fach. – Abb. 7: *Desmococcus olivaceus*, HF, Vergr. 570fach. – Abb. 8: *Chlamydomonas proboscigera*, PK, Vergr. 2200fach. – Abb. 9: *Chlamydomonas* spec., in Teilung, PK, Vergr. 2300fach. – Abb. 10: *Chlorella botryoides*, PK, Vergr. 780fach. – Abb. 11: *Trebouxia* spec., PK, Vergr. 2800fach. – Abb. 12: *Gloeocystis rupestris*, PK, Vergr. 640fach. – Abb. 13: *Gloeotila protogenita*, HF, Vergr. 570fach. – Abb. 14: *Mougeotia scalaris*, mit teilweise hochkant stehenden Chloroplasten, HF, Vergr. 390fach.

rhabdium tortile. Dafür spricht die scharfe Zuspitzung der Enden und die Chlorophyll-Verteilung, erkennbar im Fluoreszenzmikroskop. In Aufgüssen, die im August entnommene Proben enthielten, fanden sich nach kurzer Zeit Bärtierchen (Tardigrada) der Art *Macrobiotus intermedius* (ca. 350 µm lang), die sich unter anderem nach Anstechen der *Mougeotia*-Algen von deren Zellinhalt ernähren. Die Bärtierchen gelten in der Natur als die härtesten Überlebenskünstler, die sogar das Einbringen in flüssigen Sauerstoff (ca. –190 °C) mehrere Tage überleben! Während man sie sonst meist an Moosblättchen und Wasserpflanzen findet, überleben sie auch Trockenperioden auf Kalkhaufen ohne Schwierigkeiten.

Zusammenfassung

Die fünfjährige systematische Untersuchung der Oberfläche von Carboalk-Anhäufungen über die Monate November bis September zeigte eine dichte Besiedlung mit Grünalgen, Kieselalgen und Blaualgen, die einer ganzen Reihe tierischer Mikroorganismen eine Lebensgrundlage bot. Darunter fanden sich Flagellaten, Amöben, Sonnentierchen und Wimpertierchen, aber auch Rädertiere und Bärtierchen. Ihre Häufigkeit ist abhängig von den jeweiligen klimatischen Bedingungen; insbesondere im Frühjahr und Sommer ist die Niederschlagsmenge entscheidend. Viele Einzeller überleben Trockenperioden in Form ihrer Cysten.

Abb. 15–18: Amöben. Abb. 15: *Mayorella bigemma*, PK, Vergr. 1170fach. – Abb. 16: *Mayorella bigemma*, Cysten, PK, Vergr. 1840fach. – Abb. 17: *Chaos diffluens* an Algen, PK, Vergr. 600fach. – Abb. 18: Sonnentierchen *Actinophrys sol*, PK, Vergr. 380fach. ▶

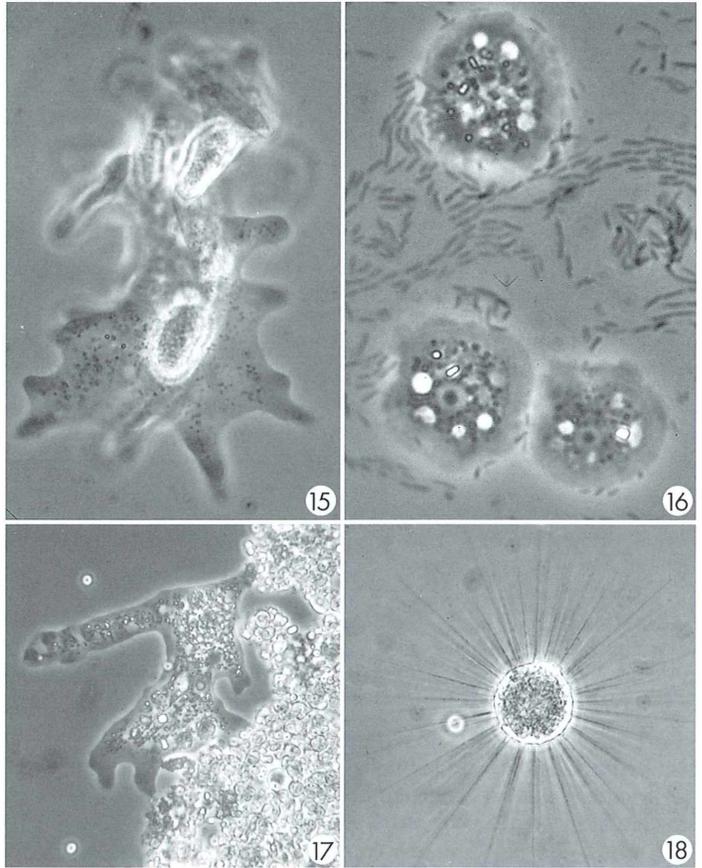


Abb. 19–21: Ciliaten. Abb. 19: *Colpoda steini*, PK, Vergr. 1000fach. – Abb. 20: *Chilodonella uncinata*, PK, Vergr. 780fach. – Abb. 21: *Chilodonella calkinsi*, PK, Vergr. 770fach. ▼

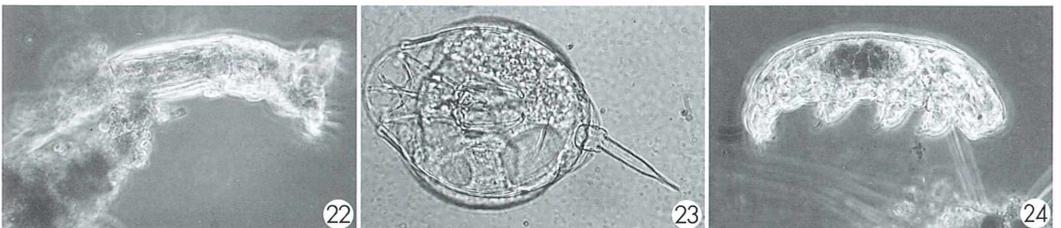
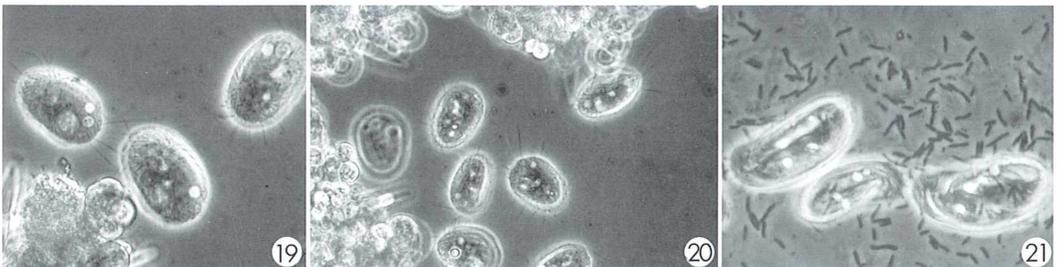


Abb. 22 und 23: Rädertiere. – Abb. 22: *Philodina roseola*, PK, Vergr. 390fach. – Abb. 23: *Lecane* spec., HF, Vergr. 890fach. – Abb. 24: Bärtierchen *Macrobiotus* spec., HF, Vergr. 450fach.

Literaturhinweise

- Aescht, E. (Hrsg.): Die Urtiere. Eine verborgene Welt. Kataloge zur Ausstellung des O.Ö. Landesmuseums, Neue Folge 71, 1994.
- Berger, H., Foissner, W., Kohmann, F.: Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38418. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1997.
- Ettl, H.: Grundriß der allgemeinen Algologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1980.
- Ettl, H., Gärtner, G.: Syllabus der Boden-, Luft- und Flechtenalgen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1995.
- Kahl, A.: Urtiere oder Protozoa, 1: Wimpertiere oder Ciliata (Infusoria). In: Dahl, F. (Hrsg.): Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeres- teile. Gustav Fischer Verlag, Jena 1935.
- Migula, W.: Die Grünalgen. Franckh'sche Verlags- buchhandlung, Stuttgart (Erscheinungsjahr nicht verzeichnet).
- Page, F. C., Siemensa, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoen- fauna, Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
- Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Kosmos-Verlag, Stuttgart 1988.
- Van den Hoek, C., Jahns, H. M., Mann, D. G.: Algen. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1993.

Verfasser: Dr. Manfred Tauscher, Diplomchemiker, An der Beeke 21, 31028 Gronau

Kurze Mitteilung

Morphologie der Biofilme

Der größte Teil der mikrobiellen Aktivitäten in natürlichen Ökosystemen findet in Biofilmen statt. Viele Infektionskrankheiten, Zahnkrankheiten und das gute Funktionieren in Darmsystemen hängen mit der mikrobiellen Aktivität in solchen Biofilmen zusammen. Auch in der Technik sind Biofilme von Bedeutung, zum Beispiel bei der Reinigung von Abwässern, der Biokorrosion und der Verstopfung von Wärmeaustauschern. Biofilme werden gebildet durch Aufwuchs von Bakterien auf einer Oberfläche, eingebettet in eine Gel-Matrix. Als Folge von Diffusion und lokalen Konversionen sind die Bedingungen in Biofilmen ganz anders als in großen Flüssigkeitsmengen. Die Komplexität der Biofilme wird durch ihre Morphologie bestimmt. Neben mikrobiologischen kommen vor allem auch mikroskopische Sondierungs- und Nachweistechiken bei den Untersuchungen zur Anwendung. Die Morphologie der Biofilme wird durch die Strömung der Flüssigkeit bestimmt. Da es bei Untersuchungen in der Natur nicht möglich ist, nur eine Variable in dem komplexen System zu verändern, ist man dazu übergegangen, Biofilme zu simulieren. Es hat sich dabei gezeigt, dass sich die Bakterien ändern, sobald sie sich festgesetzt haben.

Eine ganze Serie von neuen Genen wird eingeschaltete. So wird der festgesetzte Organismus verändert, er bekommt neue Eigenschaften. So ist beispielsweise die Konzentration, die notwendig ist, um festsitzende Bakterien in einem Biofilm abzutöten, 1000-mal höher als die Konzentration, die auf freischwimmende Zellen der gleichen Art abtötend wirkt. Auch der Ernährungszyklus in Bakterienfilmen ist ganz anders als in einer Suspension artgleicher freischwimmender Bakterien. Offensichtlich kommt es in den Biofilmen zu einer Art Arbeitsteilung, wobei einige Zellen die verfügbare Energie dazu benutzen, Stoffwechselprozesse zu starten, um abgestorbene Partikel abzubauen. Die Abbauprodukte werden dazu benutzt, um neue Zellen zu produzieren.

Literaturhinweis

- Xavier, J. B., Picioreanu, C., Van Loosdrecht, M. C. M.: A framework for multidimensional modelling of activity and structure of multispecies biofilms. *Environmental Microbiology* 7, 1085–1103 (2005).

H. F. Linskens, Nijmegen

Zellen und Strukturen mit berühmten Namen

Teil 2: Vater-Pacini-Körperchen

Bernd Walz

Mechanorezeptoren in der Haut ermöglichen uns, Druck- und Vibrationsreize wahrzunehmen. Als Mechanorezeptoren wirken sensorische Nervenendigungen, die sich durch strukturelle Vielfalt auszeichnen. Einige dieser Strukturen sind nach Histologen des 19. Jahrhunderts benannt worden. Bekannt sind die Meißner-Körperchen, Ruffini-Körperchen und die Merkelzell-Komplexe, die direkt unter der Epidermis liegen. Die größten und strukturell auffälligsten Mechanorezeptoren sind jedoch die Vater-Pacini-Körperchen in etwas tieferen Hautschichten. Vater-Pacini-Körperchen kommen jedoch auch in den Mesenterien, in der Bauchspeicheldrüse, der Harnblase, der Vagina und zwischen Muskelbündeln und Knochenhaut vor.

Die Vater-Pacini-Körperchen können über 2 mm groß werden, sind also mit dem bloßen Auge gut sichtbar. Diese Strukturen fielen deshalb dem italienischen Anatomen Filippo Pacini (Abb. 1C) bereits als Student in den dreißiger Jahren des 19. Jahrhunderts während eines Anatomiekurses auf. Obwohl er über diese ovalen Körperchen an den Endigungen verschiedener Nerven bereits 1835 auf einer Tagung der „Società medico-fisica“ in Florenz berichtet, publizierte er seine Entdeckung erst 1840. Später fand man heraus, dass es sich um mechanorezeptive Strukturen handelt.

Kleine, ovale Anschwellungen (papillae pervae), mit denen einige Hautnerven der Handflächen und Fußsohlen enden, waren jedoch bereits 100 Jahre früher, nämlich 1741 in einer Dissertation von Johannes Gottlob Lehmann an der Universität Wittenberg beschrieben worden: *Dissertatio inauguralis medica de consensu partium corporis humani occasione spasmi singularis in manu eiusque digitis ex hernia observati* [...] *praeside Abrahamo Vatero* [...] *disquisitioni exponet Ioannes Gottlob Lehmannus*. In seiner Abbildung 2 bildete Lehmann die Nervenfasern eines Daumens ab (Abb. 1A) und schrieb sinngemäß: Abbildung 2 illustriert die Nerven in einem Daumen einer Hand; sie zeigen zahllose Hautpapillen, die mit den äußersten Enden der Nerven verbunden sind. Lehmann war ein Doktorand des Wittenberger Universitätsprofessors Abraham Vater (Abb. 1B). Deshalb werden diese mechanorezeptiven Nervenendigungen heute als Vater-Pacini-Körperchen bezeichnet.

Kurzbiographien: Abraham Vater und Filippo Pacini

Abraham Vater (1684–1751) wurde in Wittenberg geboren. Sein Vater war Professor der Medizin an der Universität Wittenberg, und auch Abraham studierte ab 1702 Medizin an der Universität Wittenberg. 1708 wechselte Abraham Vater an die Universität Leipzig, wo er 1710 promovierte. Nach seiner Habilitation (1712) führten ihn Studienreisen nach England, Amsterdam und Leiden. Während dieser Studienreisen vertiefte er seine anatomischen Kenntnisse. 1717 wurde er zunächst als außerordentlicher Professor und 1719 auch als ordentlicher Professor für Anatomie und Botanik an die Universität Wittenberg berufen. 1737 erhielt er auch die Professur für Pathologie und 1746 die erste Professur für Therapie.

In seinen wissenschaftlichen Arbeiten beschäftigte sich Abraham Vater mit Themen aus der Anatomie, Pathologie, Chirurgie, Gynäkologie, Therapie und Staatsarzneikunde sowie der Botanik. Neben den oben bereits genannten papillae pervae beschrieb er 1720 eine heute als papilla Vateri benannte Struktur. Das ist ein kleiner Schleimhautwulst des Zwölffingerdarms, wo der Gallengang und der Ausführungsgang der Bauchspeicheldrüse einmünden.

Abraham Vater war auch an der Einrichtung eines anatomischen Museums beteiligt und ihm ist zu verdanken, dass die Präparatesammlung des berühmten niederländischen Anatomen Frederik Ruysch an die Universität Wittenberg gelangte.



Abb. 1: A Abbildung 2 aus der Dissertation von Johannes Gottlob Lehmann (1741), dem Doktoranden von Abraham Vater an der Universität Wittenberg (nach: Mazzolini, 1991). Die Abbildung zeigt Nervenendigungen im Daumen mit zahlreichen papillenförmigen Endstrukturen. B Abraham Vater (1684–1751) (aus: http://de.wikipedia.org/wiki/Abraham_Vater). C Filippo Pacini (1812–1883) (nach: <http://www.ph.ucla.edu/epi/snow/firstdiscoveredcholera.html>).

Der italienische Anatom Filippo Pacini wurde 1812 in Pistoia geboren. Obwohl er ursprünglich Theologe werden sollte, begann er 1830 an der Scuola Medica Pistoia mit einem Stipendium das Medizinstudium. Die auch heute Vater-Pacini-Körperchen genannten Strukturen beschrieb er 1840 in seiner Arbeit *Nuovo organi scoperti nel corpo umano*. Nach einer Assistenz in Pisa wurde er Professor für Anatomie an der Universität Florenz, wo er bis zum Ende seiner Karriere tätig war. 1883 verstarb Filippo Pacini völlig verarmt in Florenz.

Posthum wurde Pacini für die Entdeckung des Choleraerregers berühmt. Während einer Cholera-Pandemie (1846–1863), welche auch Florenz erreichte, untersuchte er histologisch die Darmschleimhaut verstorbener Patienten und entdeckte kommaförmige Bazillen, die er als *Vibrio*-Vertreter identifizierte. In seiner Arbeit *Microscopical observations and pathological deductions on cholera* beschreibt er 1854 diesen vermeintlichen Erreger der Krankheit. Da man zu jener Zeit jedoch noch annahm, dass Infektionskrankheiten durch so genannte Miasmen (schlechte Gerüche) übertragen werden, blieb seine Entdeckung unbeachtet. Etwa dreißig Jahre später beschrieb Robert Koch den Cholera-Erreger nochmals (Filippo Pacinis Arbeit war Robert Koch nicht bekannt), und 1884 gelang ihm sogar die Kultur des Erregers. Erst 1965 erhielt der Cholera-Erreger den um seinen Erstbeschreiber erweiterten Namen *Vibrio cholerae* Pacini 1854.

Morphologie der Vater-Pacini-Körperchen

Die mikroskopische Struktur der Vater-Pacini-Körperchen ist unverwechselbar. Bis zu 2 mm lang und 1 mm im Durchmesser bestehen die Körperchen aus zwiebelschalenförmig angeordneten Bindegewebslamellen, die eine zentral lokalisierte sensible Nervenendigung umschließen (Abb. 2A und B). Die Bindegewebslamellen bilden einen Innenkolben mit bis zu 50 dicht gepackten Lamellen aus terminalen Schwann-Zellen (Abb. 2B und C) und eine äußere Lamellenschicht (bis zu 50 perineurale Lamellen), die weniger dicht gepackt ist. Die ganze Struktur ist von einer Bindegewebskapsel umhüllt.

Funktion der Vater-Pacini-Körperchen

Vater-Pacini-Körperchen sind Mechanorezeptoren. Sie haben große rezeptive Felder und adaptieren rasch. Deshalb liefern sie keine gute räumliche Auflösung, sind jedoch besonders empfindlich für Vibrationsreize im Frequenzbereich von 20–1.000 Hz. Die Ursache für die Unempfindlichkeit gegenüber anhaltenden Druckreizen und die hohe Vibrationsempfindlichkeit liegt in der strukturellen Organisation der Vater-Pacini-Körperchen. Die Bindegewebslamellen sind „schlüpfrig“. Bei anhaltendem Druck verschieben sich die Lamellen gegeneinander und dämpfen auf diese Weise

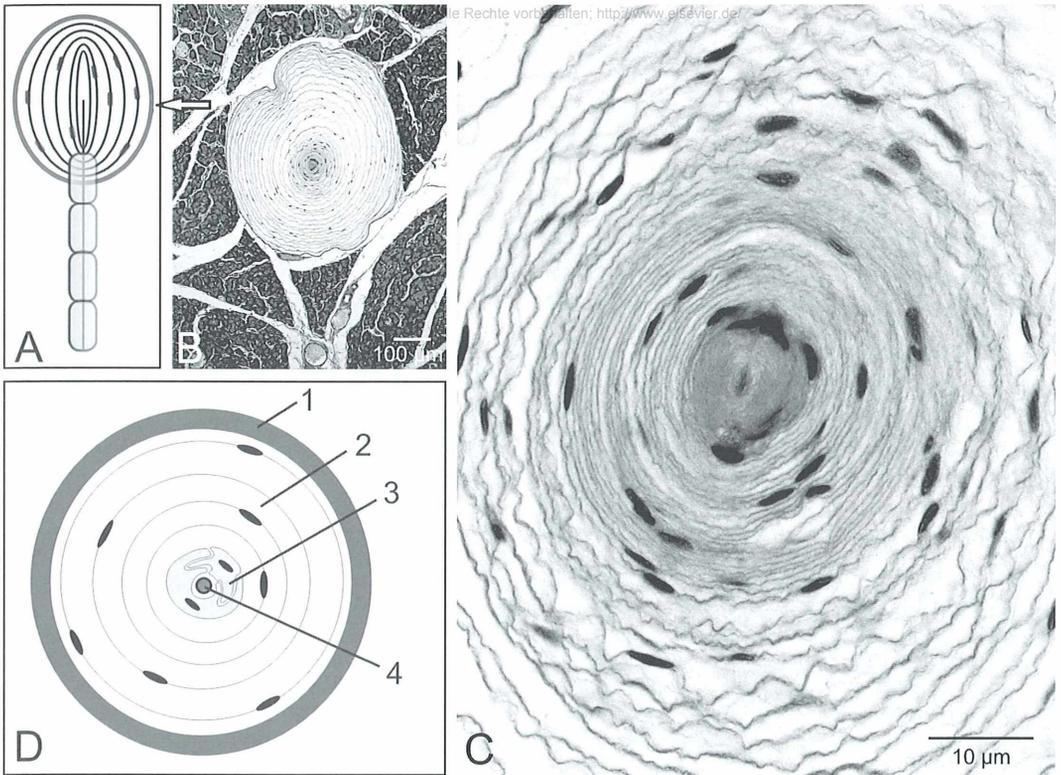


Abb. 2: A Schematische Darstellung eines Vater-Pacini-Körperchens. Das Axonende ist schalenförmig von Bindegewebslamellen eingehüllt. B Querschnitt durch ein Vater-Pacini-Körperchen in einer Bauchspeicheldrüse. Der Pfeil markiert in A die ungefähre Schnittebene. Das Vater-Pacini-Körperchen liegt zwischen den Drüsenläppchen der Bauchspeicheldrüse. C Querschnitt durch ein Vater-Pacini-Körperchen bei höherer Vergrößerung. Man erkennt die dicht gepackten Lamellen des Innenkolbens und die lockerer organisierte äußere Lamellenschicht. Zellkerne erscheinen als dunkel gefärbte linsenförmige Strukturen. D Schematische Darstellung eines Vater-Pacini-Körperchens im Querschnitt. 1 Kapsel, 2 äußere Lamellenschicht, 3 Innenkolben (terminale Schwann-Zellen), 4 sensible Nervenendigung.

anhaltenden Druck weg. Diese Auffassung wurde in den sechziger Jahren von Werner Lowenstein und seinen Mitarbeitern bestätigt. Nachdem die Kapsel eines Vater-Pacini-Körperchens durch Mikrosektion entfernt worden war, hatten die Nervenendigungen ihre Vibrationsempfindlichkeit verloren und waren für anhaltende Druckreize empfindlich.

Technische Hinweise

Die mit Hämalaun-Eosin gefärbten Präparate für die Abbildungen 2B und C stammen von Carolina Supplies Inc.; Mikrofotografie: Zeiss Axioskop (Hellfeldbeleuchtung; Objektive: Plan-Apochromat 63/1.4 Öl und Neofluar 10/0.30), Zeiss-Highend-Kameraadapter für Canon PowerShot G5.

Literaturhinweise

- Boron, W. F., Boulpaep, E. L. (eds.): Medical Physiology. Elsevier, Philadelphia 2005.
- Heldmaier, G., Neuweiler, G.: Vergleichende Tierphysiologie. Band 1, Neuro- und Sinnesphysiologie. Springer-Verlag, Heidelberg 2003.
- Mazzolini, R. G.: Schemes and models of the thinking machine (1662–1762). In: Corsi, P. (eds.): The enchanted loom. Chapters in the history of neuroscience, chapter II, pp. 68–143. Oxford University Press, Oxford 1991.
- Welsch, U.: Lehrbuch der Histologie. Urban & Fischer Verlag, München 2003.

Internetadressen

- http://de.wikipedia.org/wiki/Abraham_Vater
- http://en.wikipedia.org/w/index.php?title=Filippo_Pacini
- <http://www.ph.ucla.edu/epi/snow/firstdiscoveredcholera.html>

Verfasser: Prof. Dr. Bernd Walz, Siedlungsweg 3, 14469 Potsdam. E-Mail: walz@rz.uni-potsdam.de

Nachricht

Mikroskopiker-Treffen der Zieralgenfreunde in Walchsee in Nordtirol

Vom 12. bis 15. Juni 2006 fand zum vierten Mal ein Treffen der Zieralgenfreunde im Hotel Schick in Walchsee statt. Wie auch zuvor war das Treffen von der Mikroskopischen Gesellschaft Zürich (MGZ) unter Leitung von Frau Melitta Tinner organisiert worden. Dafür sei ihr herzlich gedankt. Die Anzahl der schweizerischen und deutschen Teilnehmer hielt sich fast die Waage, aber auch aus Österreich waren Zieralgenliebhaber angereist (Abb. 1). Für die wissenschaftliche Leitung war zur allgemeinen Freude wieder Herr Prof. Rupert Lenzenweger gekommen, der diesmal von einem Doktoranden der Biologie aus Prag, Herrn Jan Štátný, assistiert wurde.

Am Montag, dem Ankunftstag, fanden die Teilnehmer einen perfekt und großzügig eingerichteten Kurssaal vor. Am Nachmittag erfolgte die Begrüßung durch die Leitung des Hotels, Herrn Prof. Lenzenweger sowie Frau Melitta Tinner. Anschließend konnten nach dem Aufbau der Mikroskope bereits ergiebige Proben mit Zieralgen durchmustert werden, die von Herrn Prof. Lenzenweger zuvor beschafft worden waren.

Der Vormittag des nächsten Tages galt natürlich dem Besuch des Hochmoors „Die Schwemm“ ganz in der Nähe von Walchsee. Die Schwemm ist die größte erhaltene Moorlandschaft in Nordtirol, worüber bereits im MIKROKOSMOS berichtet worden ist (Pflugmacher, 2004). Das Moor war wegen der vorangegangenen Niederschläge sehr wasserreich, aber auch sehr ergiebig bezüglich der Zieralgen. Das sehr schöne und heiße Wetter trug dazu bei, dass auch viele Schweißtropfen ins Moor fielen.

Nach der Durchmusterung der mitgebrachten Proben fand ein rechtsmedizinischer Lichtbildvortrag statt, der manche Zuhörer psychisch sehr beanspruchte. Anschließend hielt Herr Štátný einen Vortrag über ökologische Forschungsaufgaben in Tschechien.

Am nächsten Tag ging es noch einmal in die Schwemm, diesmal aber hauptsächlich an einen Tümpel am Rand des Moors. Das anschließende Mikroskopieren der Plankton-Proben, aber auch der Moor-Proben, war von einer „strengen Befragung“ der Teilnehmer nach den Arten begleitet, die in den Proben zu sehen waren.

Herr Eberhard Raap hielt einen interessanten Vortrag über *Streifzüge durch die Mikroskopie* mit Hinweisen zur Präparations- und Fototechnik. Besonders interessant für die fotografierenden Mikroskopiker war die Demonstration der so genannten Hintergrundsubtraktion. Durch eine Leeraufnahme im gleichen System, Beleuchtung und Objektiv wird ohne Präparat eine digitale Aufnahme gemacht. Nachdem anschließend die Aufnahme mit Präparat gemacht wurde, kann am Computer die Leeraufnahme subtrahiert werden. Farbsäume, Vignettierungen, konzentrische Ringstrukturen und anderes werden dadurch beseitigt. Die gezeigten Fotos waren von einer fast nie gesehenen Sauberkeit und Klarheit. Das fotografierte Objekt wird durch die Manipulation am Computer in keiner Weise beeinflusst. Schließlich zeigte Herr Raap auch noch Aufnahmen mit erweiterter Tiefenschärfe. Die Arbeit beginnt mit der Anfertigung mehrerer Aufnahmen mit unter-



Abb. 1: Teilnehmer des Mikroskopikertreffens.

schiedlicher Fokussierung mit der Mikrometerschraube des Mikroskops, beispielsweise 10 bis 20 Aufnahmen. Mit dem Bildbearbeitungsprogramm *Heliconfocus* können dann die Beseitigung aller Unschärfen der Einzelaufnahmen sowie das Zusammenfügen der scharfen Bildpartien erfolgen. Die Technik ist im *MIKROKOSMOS* ausführlich vorgestellt worden (Günther, 2006). Die Ergebnisse sind verblüffend.

Die Höhepunkte der Desmidiaceen-Funde war das für Nordtirol sehr häufige Vorkommen von *Micrasterias jenneri* (Abb. 2) und besonders die Rarität *Staurastrum sexangulare* (Abb. 3). Für Mitteleuropa ist die Schwemm die einzige bekannte Fundstelle für *St. sexangulare*, das sonst nur in Nordeuropa vorkommt. Möglicherweise ist es ein Eiszeitrelikt – das Moor war zur Römerzeit noch ein See, der bis zu unseren Tagen verlandete.

Am nächsten Tag, der Abreise der meisten Teilnehmer, wurde noch mikroskopiert; schließlich musste der Kurssaal dann aber geräumt werden. Verbunden mit dem sehr schönen Wetter war das Treffen ein voller Erfolg. Das Hotel Schick trug mit seinen Bemühungen um uns Gäste und mit seiner guten Küche ebenso dazu bei.

Es bleibt zu hoffen, dass die MGZ im nächsten Jahr ein weiteres Treffen für die Zieralgenfreunde veranstalten kann, vielleicht an einem neuen Standort.

Literaturhinweise

- Günther, G.: Hoch gestapelt – tiefenscharf: Anwendung aktueller Software zur Verarbeitung von Bilderstapeln. *Mikrokosmos* 95, 153–159 (2006).
- Lenzenweger, R.: Die Desmidiaceenflora Österreichs, Teile 1–4. J. Cramer in der Gebrüder Bornträger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 1996, 1997, 1999, 2003.
- Lenzenweger, R.: Vorläufiges Ergebnis der Untersuchungen zur Zieralgenflora der Schwemm bei Walchsee in Nordtirol. *Ber. nat.-med. Verein Innsbruck* 87, 41–66 (2000).
- Pflugmacher, I.: Mikroskopiker-Treffen der Zieralgenfreunde in Walchsee in Nordtirol. *Mikrokosmos* 93, 9–11 (2004).
- Streble, H., Krauter, D.: *Das Leben im Wassertropfen*, 9. Auflage. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart 2002.

Verfasser: Dr. Ingo Pflugmacher, A sternstr. 16, 40668 Meerbusch,
E-Mail: ingo.pflugmacher@t-online.de,
unter Mitwirkung von Prof. Rupert Lenzenweger,
Am Schlossberg 16, A-4910 Ried

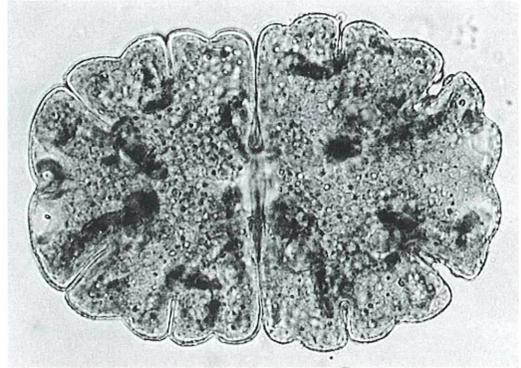


Abb. 2: *Micrasterias jenneri*.

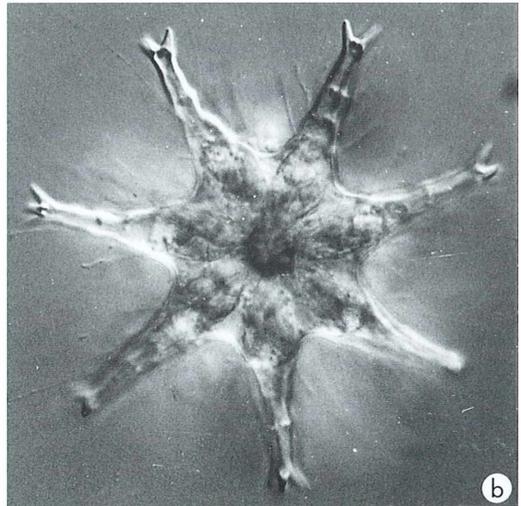
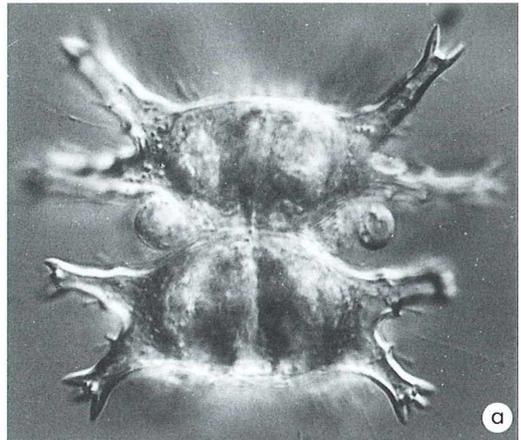


Abb. 3: *Staurastrum sexangulare* in Aufsicht (a) und Seitenansicht (b).

Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser

Teil 2: Radiolarien

Klaus Hausmann

Nachdem im ersten Teil dieses Berichtes die Diatomeen, Dinoflagellaten, Foraminiferen sowie Ciliaten behandelt wurden (Hausmann, 2006), konzentriert sich dieser zweite Teil ausschließlich auf die Strahlentierchen, die Radiolarien, welche von begeisterten Protozoologen hin und wieder als die Orchideen der Meere bezeichnet wurden.

Bevor wir uns mit der Formenvielfalt und der ästhetischen Facette der Radiolarien beschäftigen, muss vorweg etwas zu ihrer Stellung im System der Einzeller gesagt werden. Sie wurden wohl schon immer zu den amöbenartigen Protisten gestellt, haben innerhalb dieser Großgruppe aber gerade in den letzten Dekaden verschiedene Zuordnungen erfahren.

System der Radiolarien

Die Kenntnisse und daraus resultierenden generellen Vorstellungen zum System der Organismen haben im Verlaufe der Erforschungsgeschichte der belebten Welt immer wieder Veränderungen und Umorientierungen erfahren, ein Prozess, der bis heute anhält und derzeit

sicher auch noch nicht abgeschlossen ist. Das trifft natürlich auch für die in diesem Bericht interessierenden Einzeller zu. Während in früheren Zeiten die so genannten Strahlentiere innerhalb der Amöben das fest gefügte Taxon Radiolaria mit den drei Untertaxa Acantharea, Polycystinea und Phaeodarea zu repräsentieren schienen, wurde zwischenzeitlich ein enger verwandtschaftlicher Zusammenhang dieser drei Gruppen in Frage gestellt, um sie in neuerer Zeit wieder – allerdings in etwas anderer Gruppierung – dichter zusammenzustellen. Es würde an dieser Stelle zu weit führen, die jeweiligen Gründe für die eine oder andere Ansicht zum System darzulegen und wertend zu diskutieren. Wir halten im weiteren Verlauf dieses Artikels an den traditionellen Gruppenbezeichnungen fest, wobei uns klar sein muss, dass wir damit überhaupt keine Aussage über verwandtschaft-

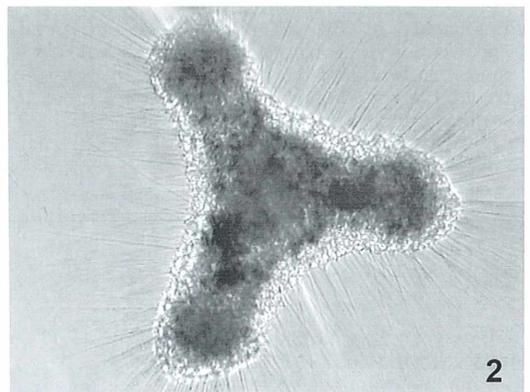
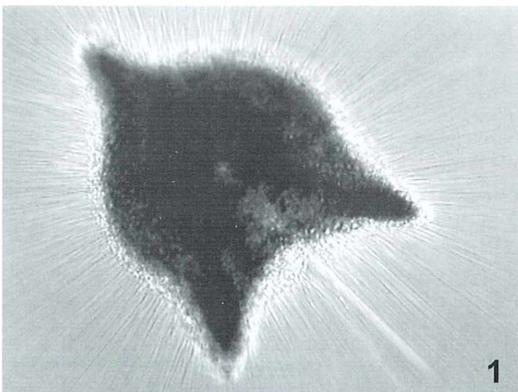


Abb. 1 und 2: Polycystineen, Spongodisciden. *Euchitonia elegans* (Abb. 1) und *Dictyocoryne profunda* (Abb. 2).

liche oder gar phylogenetische Zusammenhänge treffen möchten.

Im Folgenden werden uns die beiden Gruppen der Polycystineen und Acanthareen beschäftigen. Die Phaeodareen, von denen vor kurzem ein wegen seiner bezaubernden Ultrastruktur besonders ansprechender Vertreter vorgestellt wurde (Hausmann, 2005), finden keine weitere Erwähnung, da es sich hierbei in der Regel um Tiefseebewohner handelt, die man normalerweise nicht im Oberflächenplankton der Weltmeere findet.

Polycystineen

Die Vertreter dieser Gruppe verfügen über ein kunstvoll gebautes Silikatskelett, das leicht als Fossil erhalten bleibt. Zentrales, organellreiches Plasma wird in der Regel durch eine intrazelluläre Zentralkapsel von einem peripheren, vakuolisierten Plasma getrennt, das häufig symbiontisch lebende Algen beherbergt. Der Großteil der Abbildungen, die man in der Literatur findet, zeigt wunderschön geformte Skelette, die man allerdings bei Lebendpräparationen kaum erkennen kann, da sie von den Plasmastrukturen der Zelle überdeckt werden.

Spongodisciden

Bei den abgeflachten Formen, die einen pfeilspitzenförmigen (Abb. 1) oder dreieckigen Zellkörper aufweisen (Abb. 2), denkt man spontan vielleicht überhaupt nicht an Radiolarien. Das Plasma maskiert die Skelettstruktur weitestgehend. Bei diesen Organismen handelt es sich um Vertreter der Spongodisciden. Wie der Familienname treffend belegt, ist das interne Skelett gewissermaßen durch eine schwammartige Feinstruktur gekennzeichnet. In der Peripherie der Zellen sind zahlreiche Axopodien zu erkennen, die bei mechanischer Reizung blitzschnell eingezogen werden können.

Spummelariden

Kugelige Formen entsprechen schon eher den Erwartungen, die man an das Erscheinungsbild einer Polycystinee stellt. Erkennt man in der Peripherie winkelige, symmetrisch angeordnete Strukturen, kann man sich recht sicher sein, ei-

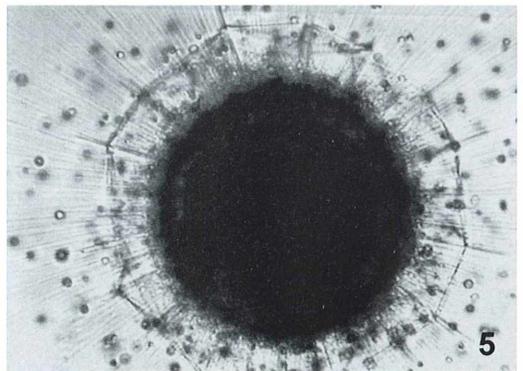
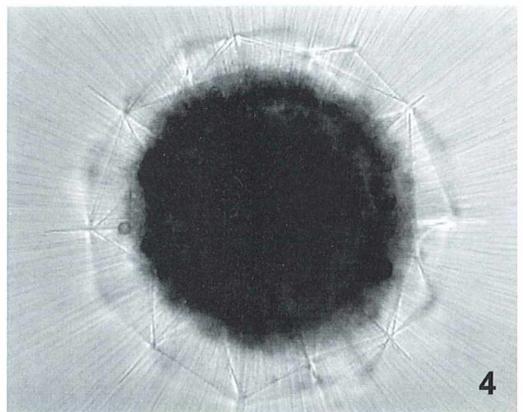
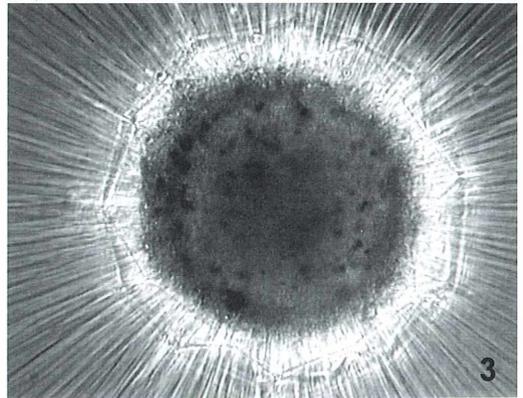


Abb. 3–5: *Astrosphaera* (Polycystinee) im Phasenkontrast (Abb. 3) und im differentiellen Interferenzkontrast (Abb. 4 und 5). Die kleinen kugelförmigen Strukturen sind endosymbiotische Algen.

nen Vertreter der Spummelariden vor sich zu haben. Spummelariden verfügen über einen radialsymmetrischen Zellkörper, der durch eine allseitig perforierte, intrazelluläre Zentralkapsel gestützt wird. Skelette bis zu zwei Zentimetern Durchmesser sind gefunden worden.

Neben den überwiegenden Einzelformen sind auch Kolonien aus vielen hundert Individuen, die durch eine gallertige Substanz zusammengehalten werden, bekannt.

Ernst Haeckel beschreibt in seinem über 1.800 Seiten starken Bericht über die Ergebnisse der legendären Challenger Expedition in den Jahren 1873–1876 eine Art, die er *Astrosphaera hexagonalis* nannte. Die heute verfügbaren Beschreibungen und Abbildungen zu dieser Art, die auch rasterelektronenmikroskopische Befunde mit einbeziehen, machen sehr wahrscheinlich, dass wir in unseren Planktonproben

genau diese Gattung, wenn nicht sogar die gleiche Art, vorgefunden haben (Abb. 3–5).

Im phasenkontrastmikroskopischen Bild dominieren zunächst die zahlreichen Axopodien, die eine detaillierte Darstellung der Zelleripherie eher behindern (Abb. 3). Der differenzielle Interferenzkontrast hingegen lässt deutlich die typische, locker gebaute äußere Skelettschale erkennen (Abb. 4). Von der im Inneren gelegenen Zentralkapsel ist im Lebendpräparat kaum etwas auszumachen.

Interessant war die Beobachtung, dass nach einiger Zeit im Dunkeln (die Mikroskopbeleuch-

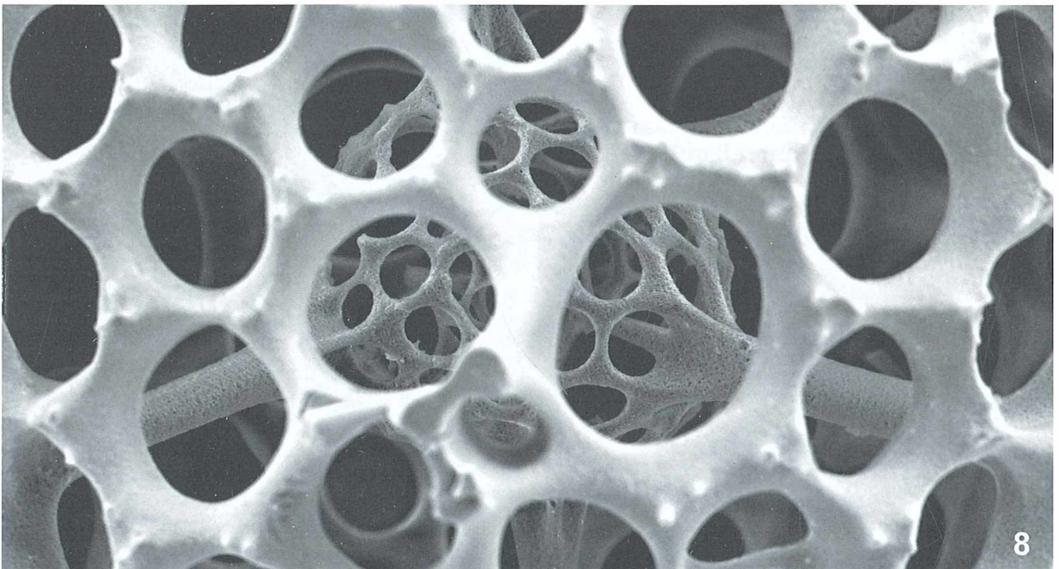
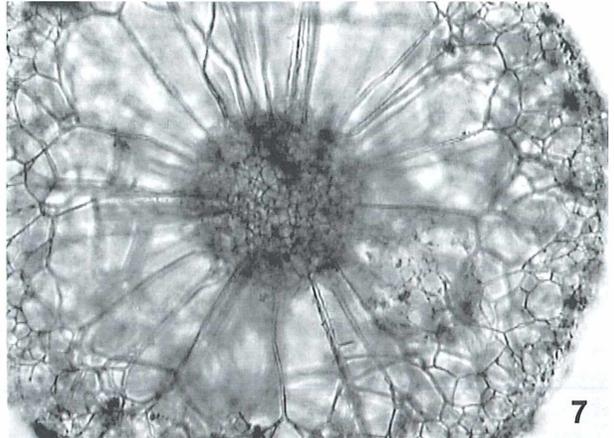
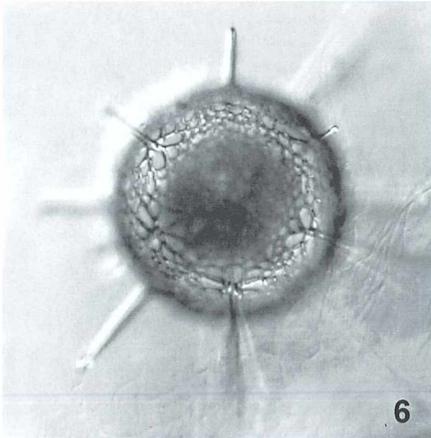


Abb. 6–8: Gitterkugelanordnung bei Polycystineen. Eine grobmaschige Kugel umschließt eine feinmaschige Zentralkugel (Abb. 6 und 7). Die Kugelschalen sind durch stabile Stege miteinander verbunden (Abb. 7 und 8).

tung war wegen der anstehenden Mittagspause ausgeschaltet, das Präparat aber auf dem Objektisch belassen worden) zahlreiche dunkle Kugeln die gesamte Zelle umgaben (Abb. 5). Was zunächst wie eine mehr oder minder zufällige, externe Verschmutzung aussah, entpuppte sich sehr schnell als eine wichtige Zellkomponente. Es handelte sich nämlich um Endosymbionten (wahrscheinlich Zoochlorellen), die innerhalb der Axopodien in die besser mit Licht versorgte Peripherie der Zelle transportiert worden waren. Kaum, dass die Mikroskopbeleuchtung wieder eingeschaltet war, konnte man einen schnellen, zentripetalen Rücktransport der kugeligen Algen beobachten. Nach wenigen Minuten waren sie im Zellzentrum konzentriert, und es war kaum noch möglich, sie im dichten Plasma individuell zu erkennen.

Nicht so sehr in Oberflächenproben, sondern vielmehr in Sedimentproben, die an Bord natürlich auch auf Radiolarienskelette hin durchforstet wurden, fanden sich tote, cytoplasmareife Spummelariden, die einen weiteren Aspekt sichtbar machten: Aufgebrochene Gitterkugeln lassen in ihrem Inneren eine weitere Kugel erkennen, die über stabile Streben an der äußeren aufgehängt ist (Abb. 6 und 7). Diese innere Struktur wird insbesondere durch rasterelektronenmikroskopische Abbildungen augenfällig (Abb. 8). Diesen Aspekt kann man, wie gesagt, nur an totem Material, nicht aber an lebenden Zellen in dieser Deutlichkeit nachvollziehen.

Nach wie vor kann es uns nur mit Bewunderung erfüllen, wenn wir die Radiolarienbildtafeln anschauen, die Ernst Haeckel 1887, also weit vor der elektronenmikroskopischen Ära publizierte (Abb. 9). Mit diesen einzig auf lichtmikroskopischen Beobachtungen beruhenden Bildtafeln gelang es ihm mühelos, genau diesen plastischen Eindruck, den wir heute so sehr an rasterelektronenmikroskopischen Bildern zu schätzen wissen, anschaulich darzustellen.

Acanthareen

Mit den Acanthareen wenden wir uns nun einer Radiolarien-Gruppe zu, die zunächst nichts mit dem offensichtlich Spektakulären zu tun hat, was wir unterdessen von den Polycystineen her kennen. Gewiss, man weiß, dass diese Organismen über ein Innenskelett aus stab-

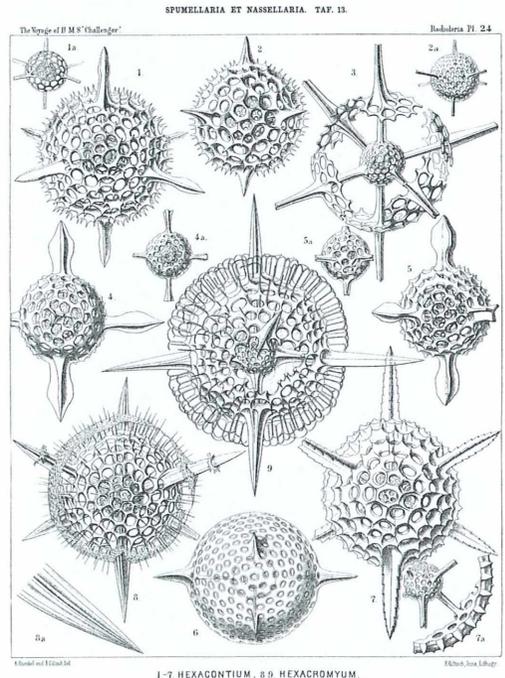


Abb. 9: Spumellariden (Tafel 13 aus Haeckel: Die Radiolarien, Zweiter Theil, 1887).

förmigen, in diesem Fall aus Strontiumsulfat (= Celestit) bestehenden Elementen verfügen, die in ihrer Anordnung einer eigenen Geometrie gehorchen sollen (Müller'sches Gesetz). Aber wie sieht so etwas in der Realität aus? Man wird Vertreter dieser Gruppe sehr schnell erkennen. Die typischen Stäbe, in einem Zentrum vereint, sind nicht zu übersehen (Abb. 10–13). Ein zartes Plasma umgibt die gesamte Zelle, die Stützstäbe inbegriffen (Abb. 10 und 11). Von den Stäben gibt es keine fossilen Funde, da das Strontiumsulfat sich sehr schnell auflöst, wenn es in unmittelbarem Kontakt mit Meerwasser kommt. Leicht zu identifizieren sind Zoochlorellen, die, aus welchen Gründen auch immer, häufig in Knotenpunkten von Plasmasträngen lokalisiert sind (Abb. 10–12).

Bizarre Formen

Nicht gerade problematisch, aber doch nachdenkenswert sind Acanthareen, für die aus gutem Grund Gattungsbezeichnungen wie *Amphilonche* (ringsherum mit Speeren versehen)

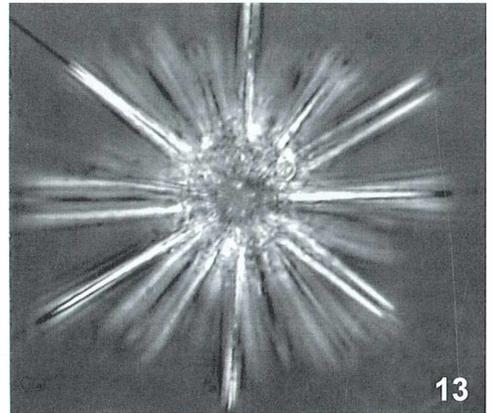
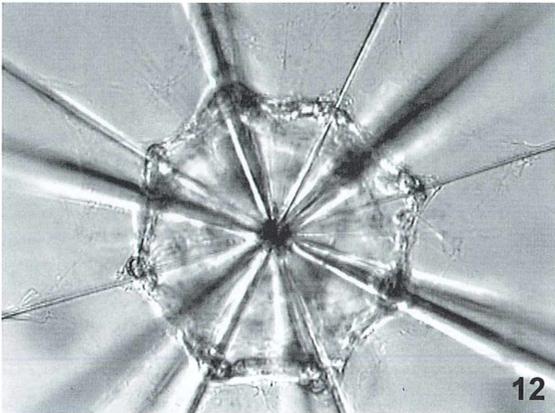
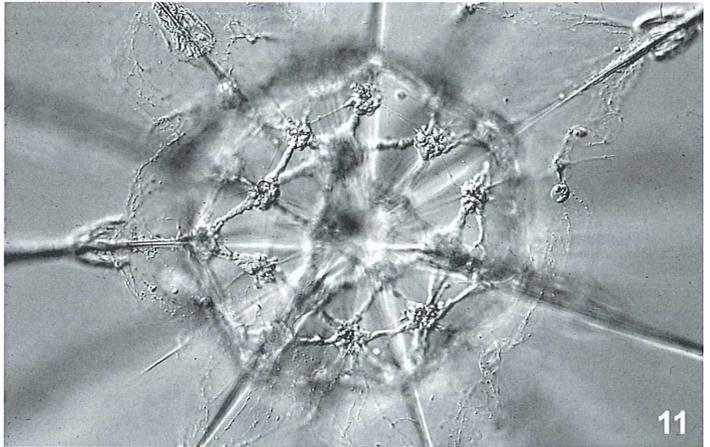
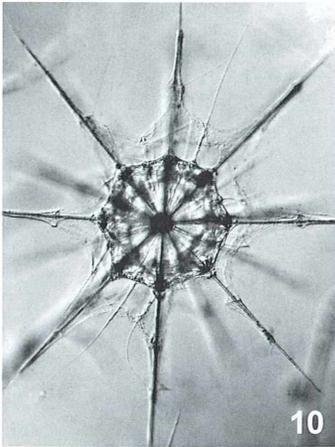


Abb. 10–13: Acanthareen. Die typischen Skelettstacheln gehen vom Zentrum der Zelle aus. Das Plasma ist teilweise in Strängen organisiert (Abb. 11), in denen endosymbiontische Algen zu erkennen sind.

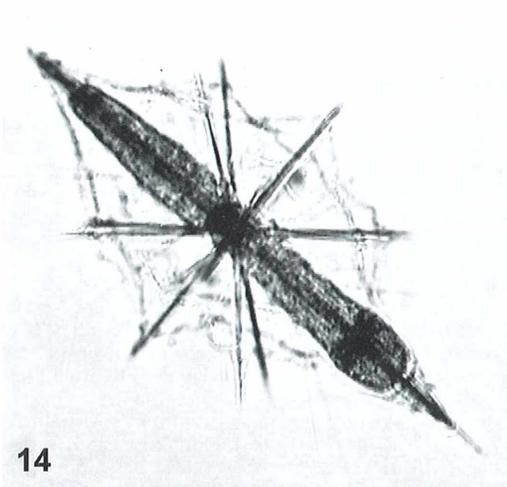
oder *Diploconus* (Doppelkegel) geprägt wurden. Was liegt hier vor?

Sieht man sich die Organismen an, könnte man zunächst zu dem Schluss kommen, dass es sich überhaupt nicht um Einzeller handelt (Abb. 14 und 15). Diese Strukturen sehen aus, als ob sie auf dem Zeichenbrett eines Konstrukteurs entstanden sind. Man kann sich kaum vorstellen, dass derartige Gebilde Lebewesen darstellen. Auch hier war es Haeckel, der diese Strukturen erstmalig sah, sie analysierte, zuordnete und schließlich jeweils mit einer wissenschaftlichen Gattungs- und Artbezeichnung versah (Abb. 16). Ein in diesem Zusammenhang besonders herausragender Vertreter ist *Lithoptera mülleri*, eine Radiolarie, die ein absolut bizarres Äußeres

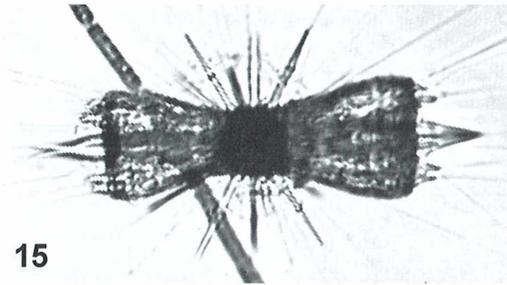
zeigt (Abb. 17). Eine zu Beginn des vergangenen Jahrhunderts durchgeführte Studie zur Entwicklung dieses Einzellers zeigte, dass die ausdifferenzierte Form noch um Einiges komplexer ausgestaltet ist (Schewiakoff, 1926) (Abb. 18). Übrigens, auch Haeckel kannte diesen Organismus und bildete ihn unter anderem auf Tafel 21 in seinem berühmten Werk *Kunstformen der Natur* (1899–1904) in der komplexen Ausgestaltung ab.

Resümee

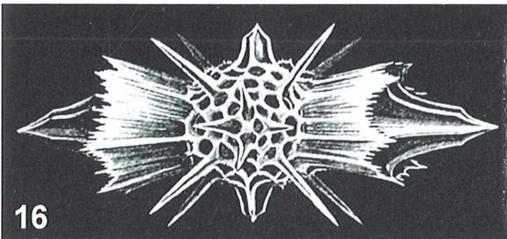
In den beiden Teilen dieses Berichtes wurde eine Vielzahl von Planktern aus den verschiede-



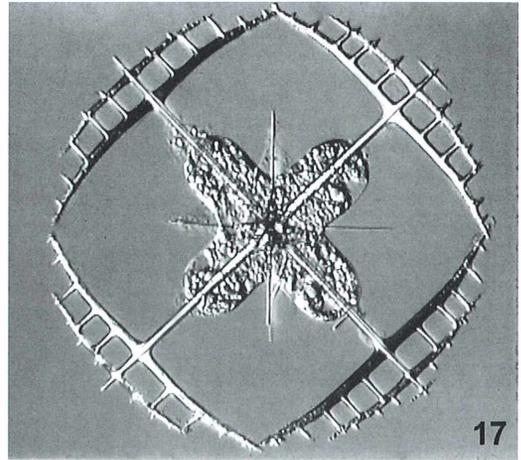
14



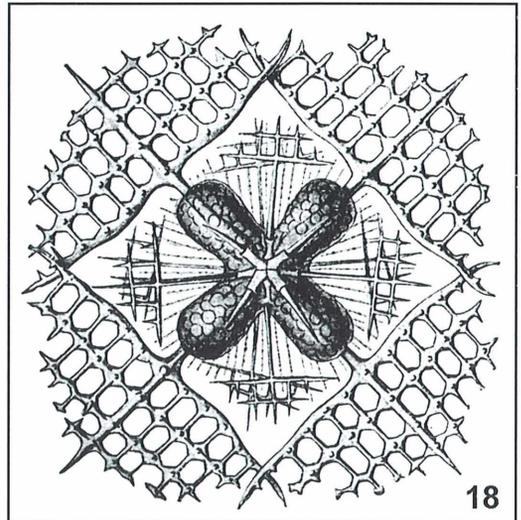
15



16



17



18

Abb. 14–16: Vertreter der Acanthareen-Gattungen *Amphilonche* (Abb. 14) und *Diploconus* (Abb. 15 und 16) (Abb. 16 aus: Haeckel, 1917).

Abb. 17 und 18: Die Acantharee *Lithoptera mül-leri*. Das „jugendliche“ Stadium (Abb. 17) ist deutlich weniger komplex als die voll ausdifferenzierte Form (Abb. 18; aus: Schewiakoff, 1926).

nen Protistengruppen vorgestellt. Es muss betont werden, dass es sich dabei nicht um ausgesuchte Objekte handelte, sondern um jeweils recht häufig vertretene Formen.

Was immer wieder auffiel, war die Tatsache, dass die Organismen vielfach sehr empfindlich auf die Entnahme aus ihrem natürlichen Biotop reagierten. So geschah es mehrfach, dass der größte Teil eines Planktonfanges bereits nach 30 Minuten erste Abbauerscheinungen zeigte, obgleich darauf geachtet wurde, dass Licht-

Luft- und Temperaturstress so gering wie möglich gehalten wurden. Es war eigentlich nicht nachzuvollziehen, weshalb der Abbau so schnell einsetzte.

So kann man nun zumindest verstehen, wenn auch nicht kausal erklären, dass es bislang in nur sehr wenigen Fällen gelungen ist, beispielsweise Radiolarien in Kultur zu nehmen. Und solange das nicht möglich ist, wird unser Wissen über die Biologie dieser Organismen rudimentär bleiben müssen.

Literaturhinweise

- Anderson, O. R.: Radiolaria. Springer-Verlag, Heidelberg 1983.
- Anderson, O. R., Nigrini, C., Boltovskoy, D., Takahashi, K., Swanberg, N. R.: Class Polycystinea. In: Lee, J. J., Leedale, G. F., Bradbury, P. (Eds.): An illustrated guide to the protozoa, 2nd. ed., pp. 994–1022. Allen Press, Lawrence 2002 (year 2000).
- Febvre, C., Febvre, J., Michaels, A.: Acantharia Haeckel, 1881. In: Lee, J. J., Leedale, G. F., Bradbury, P. (Eds.): An illustrated guide to the protozoa, 2nd. ed., pp. 783–803. Allen Press, Lawrence 2002 (year 2000).
- Göke, G.: Meeresprotozoen (Foraminiferen, Radiolarien, Tintinninen). Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1963.
- Haeckel, E.: Die Radiolarien (Rhizopodia Radiolaria). Eine Monographie. Georg Reimer, Berlin 1862; Prestel Verlag, München 2005 (Nachdruck).
- Haeckel, E.: Report on Radiolaria collected by H. M. S. Challenger during the years 1873–1876. In: Thompson, C. W., Murray, J. (Eds.): The voyage of the H. M. S. Challenger, Vol. V, p. 1–1803. Her Majesty's Stationery Office, London 1887.
- Haeckel, E.: Die Radiolarien (Rhizopoda Radiaria). – Grundriss einer allgemeinen Naturgeschichte der Radiolarien. Eine Monographie. Zweiter Theil. Verlag von Georg Reimer, Berlin 1887.
- Haeckel, E.: Kunstformen der Natur. Verlag des Bibliographischen Instituts, Leipzig 1899–1904.
- Hausmann, K.: *Aulosphaera* – Eine kugelige Radiolarie aus der Tiefsee. Mikrokosmos 94, 257–261 (2005).
- Hausmann, K.: Plankton der Meere – Einzellige Kostbarkeiten aus ozeanischem Oberflächenwasser. Teil 1: Diatomeen, Dinoflagellaten, Foraminiferen, Ciliaten. Mikrokosmos 95, 298–304 (2006).
- Hausmann, K., Hülsmann, N., Radek, R.: Protistology, 3rd. ed. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart 2003.
- Hofrichter, R. (Hrsg.): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001 (Teil 1), 2003 (Teil 2).
- Larink, O., Westheide, W.: Coastal plankton – Photo guide for European seas. Verlag Dr. Friedrich Pfeil, München 2006.
- Riedel, R. (Hrsg.): Fauna und Flora des Mittelmeeres. 3. Auflage. Paul Parey, Hamburg 1983.
- Schewiakoff, W. T.: Die Acantharia des Golfes von Neapel. Fauna und Flora des Golfes von Neapel 37, 1–753 (1926).

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

Buchbesprechung

Klapp, E., Opitz von Boberfeld, W.: Taschenbuch der Gräser-Erkennung und Bestimmung, Standort und Vergesellschaftung, Bewertung und Verwendung, 13. Auflage. 264 Seiten, 749 Abbildungen, Hardcover, € 24,90, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart 2006, ISBN 3-8001-4775-0.

Die Schlüssel des in der 13. Auflage vorliegenden und seit vielen Dekaden bewährten Gräser-

bestimmungsbuchs mussten natürlich nur an ganz wenigen Stellen präzisiert werden. Der Inhalt wurde um weitere 91 Arten erweitert, so dass nun insgesamt 214 Süßgräser behandelt werden. Das ist sicherlich immer noch nur eine Auswahl von Poaceen-Arten, wobei aber die in unseren Breiten wichtigsten Vertreter berücksichtigt sind. Etwa mühseliger war es wohl, die unterdessen notwendigen Änderungen der wissenschaftlichen Namen einzuarbeiten sowie die Angaben zu den Gefährdungs-

graden vorzunehmen. Denn was in dem einen Bundesland als hoch gefährdet angesehen wird, gilt in einem anderen als lästiges Ungras. Es ist mit einiger Gewissheit nicht leicht gewesen, in diesem Punkt eine ausgewogene Behandlung der Problematik vorzunehmen. Die Liebhaber der Gräser sollten sich dieser Aktualisierung erfreut zuwenden. Einsteiger in die Thematik tun sicherlich einen guten Griff, wenn sie sich dieses Buch zulegen.

Thomas Groß, Heidelberg

Morphologische Beobachtungen über Verbreitungseinrichtungen an Samen und Früchten von bedecktsamigen Pflanzen

Teil 1: Einrichtungen zur Windverbreitung

Armin Maidhof

Die bedecktsamigen Pflanzen (Magnoliophyta, ehem. Angiospermae) bilden während der Vegetationsperiode Blüten aus, an denen nach der Bestäubung und Befruchtung Früchte mit Samen heranreifen. Während der Evolution der Bedecktsamer hat sich eine Vielgestaltigkeit an Samen und Fruchtformen entwickelt. Parallel dazu entstand eine Mannigfaltigkeit an unterschiedlichen Einrichtungen, die die Verbreitung der Samen beziehungsweise Früchte sicherstellen und somit die Eroberung neuer Lebensräume für die Arterhaltung ermöglichen. Als Verbreitungseinheit, auch Diaspore genannt, kann das Samenkorn allein fungieren. Dabei werden die Samen nach dem Aufspringen der reifen Frucht ausgestreut (Spring- oder Streufrüchte). Bei zahlreichen Pflanzenarten bleiben die Samen in der reifen Frucht eingeschlossen, so dass die Frucht als Verbreitungseinheit dient (Schließfrüchte).

Von einem Samen spricht der Botaniker, wenn der Pflanzenembryo nur von der Samenschale (Testa) umschlossen ist. Die Samenschale ist von einer Kutikula überzogen und übt Schutzfunktion aus. Die Wände ihrer Zellen verkorken oder differenzieren zu Sklerenchymzellen. Früchte liegen vor, wenn am Aufbau der Diasporen die Fruchtknotenwände (Karpelle) beteiligt sind. Sehr häufig kommen sogar Nüsschen als Verbreitungseinheit vor, bei denen die Samenschale lose mit der Fruchtwand verwachsen ist (zum Beispiel Sonnenblumenkerne). Ist die Samenschale dagegen fest mit der Wand des Fruchtknotens verwachsen, wird das Nüsschen als Karyopse bezeichnet. Dies ist die Fruchtform der Gräser. Das, was der Laie als Grassamen bezeichnet, ist botanisch gesehen also kein Samen, sondern eine Frucht. Auch die Sonnenblumenkerne sind also keine Samen sondern Früchte, in denen die essbaren Samen eingeschlossen sind.

Methodische Hinweise

Zahlreiche Verbreitungsmodi lassen sich ohne optische Hilfsmittel in ihrer Funktion erken-

nen, so zum Beispiel die Drehflügeleinrichtung der Ahornfrüchte oder die Scheibenflügelausbreitung der Ulmenfrüchte. Viele morphologische Strukturen lassen sich erst bei stärkerer Vergrößerung (ca. 5–50fach) in ihrem faszinierenden Feinbau erkennen. Präparierlupe oder Stereomikroskop sind hierfür ideale Beobachtungsinstrumente. Aber auch ein Mikroskop mit niedriger Vergrößerung und Auflichtbeleuchtung, beispielsweise mit Glasfaserlichtleitern, ist geeignet. Aufwändige Präparationschritte sind dabei nicht erforderlich. Die Objekte können als Trockenpräparat untersucht werden. Bei kleinen Samen oder Früchten kann es manchmal von Vorteil sein, sie in Alkohol oder Glycerin einzulegen, um sie durchsichtig zu machen. In diesem Fall kann Durchlicht-Hellfeld- beziehungsweise Durchlicht-Dunkelfeld-Beleuchtung eingesetzt werden, welche die Feinheiten im Aufbau häufig besser erkennen lassen. Die Samen oder Früchte können auf Exkursionen in geeigneten Behältnissen wie Film-döschen gesammelt werden. Bei Beobachtungen an geschützten Arten sollte auf Gartenformen ausgewichen werden. Zur Aufbewahrung muss das Sammelgut trocken sein, da ansonsten Schimmelbildung auftritt.

Beobachtungen

Pflanzen nutzen unterschiedliche Ausbreitungsmechanismen, denen meist fremde Transporthilfen zu Grunde liegen, wobei Tiere, Wind und Regen eine wichtige Rolle spielen. Aber auch Austrocknungsvorgänge an den Früchten sorgen für eine Ausstreuung der Samen. Auf diese unterschiedlichen Mechanismen müssen die Eigenschaften und Einrichtungen der Samen und Früchte abgestimmt sein. Die Ausbreitungsmechanismen werden in sechs Hauptgruppen eingeteilt, die noch weiter untergliedert werden können:

1. Anemochorie: Ausbreitung durch Wind.
2. Zoochorie: Ausbreitung durch Tiere.
3. Hydrochorie: Ausbreitung durch Wasser.
4. Autochorie: Selbstausbreitung.
5. Hemerochorie: Ausbreitung durch den Menschen (hier nicht behandelt).
6. Semachorie: Ausbreitung durch Wind- und Tierstreuung; Wind- und Tierstreuer werden auch häufig der Anemochorie beziehungsweise Zoochorie zugeordnet, so auch in diesem Artikel.

Nicht selten sind Verbreitungstypen miteinander gekoppelt, zum Beispiel die Windverbreitung mit der Wasser- oder Tierverbreitung. Aus den Hauptgruppen sollen jeweils einige Beispiele vorgestellt werden.

Verbreitung durch Wind

Die Ausbreitung der Diasporen durch den Wind ist die ursprünglichste Verbreitungsform. Sie ist schon von den ersten Landpflanzen genutzt worden und ist auch unter den heutigen Landpflanzen, die ganz unterschiedlichen Familien angehören können, sehr weit verbreitet. Kennzeichnend für anemochore Pflanzen ist, dass ihre Diasporen Luft gefüllte Hohlräume zur Gewichtsreduzierung ausbilden oder ihre Oberfläche durch Entfaltung von Flügeln, Haaren oder Fallschirmen vergrößern, wodurch ihr Luftwiderstand erhöht wird. Die zurückgelegten Entfernungen können wenige Meter bis zu mehreren Kilometern betragen. Auf Grund der an den Wind angepassten Einrichtungen kann die Windverbreitung weiter unterteilt werden.

Haar- und Schirmchenflieger

Schopffartige Haarbildungen an der Spitze der Diasporen finden sich sehr häufig bei Korbblütlern (Asteraceae), Baldriangewächsen (Valerianaceae) und Kardengewächsen (Dipsacaceae). Hier handelt es sich um Nüsschen, deren Haarschopf vom Blütenkelch abstammt und als Pappus bezeichnet wird. Nicht selten ist der Haarschopf gestielt und wie ein Fallschirm ausgebildet (Abb. 1–3). Die Nüsschen der genannten Pflanzenfamilien werden auch Achänen genannt. Morphologisch gleichen die Diasporen der Seidenpflanzen (*Asclepias* spec., Fam. Apocynaceae) den Achänen der Haarschopfflieger. Ontogenetisch liegen aber keine Nüsschen vor, sondern Samen, deren Testa die Haare ausbilden (Abb. 4 und 5). Die Samen der Weidenröschen (*Epilobium* spec., Fam. Onagraceae) sind identisch gebaut, obwohl sie einer anderen Pflanzenfamilie angehören.

Selten hingegen sind Diasporen, die allseitig in einen dichten Haarfilz eingebettet oder auf der Oberfläche mit einem Haarkranz besetzt sind, wie die Nüsschen des Großen Windröschens (Abb. 6) oder die Samen des Roseneibisches (Abb. 7). Eine andere Nüsschenform findet sich bei der Silberwurz (*Dryas octopetala*). Während der Fruchtreife entwickelt sich der Griffel des Fruchtknotens zu einem stark verlängerten und behaarten Federschweif um (Abb. 8), ein Umstand, der zur Bezeichnung Federschweifflieger geführt hat.

Bei den Achänen der Skabiosen (Fam. Dipsacaceae) kann eine weitere Besonderheit beobachtet werden. Der Blütenkelch bildet bei der Fruchtreife keinen Haarschopf aus, sondern nur fünf steife Borsten, die von einem Außenkelch in Form eines häutigen Schirms umgeben sind (Abb. 9). Die fünf Kelchborsten bewegen sich hygroscopisch und lockern so den dicht gepackten Fruchtstand, so dass die Achänen vom Wind verweht werden können (Abb. 10). Zu den Haarfliegern sind auch Diasporen zu rechnen, die sich aus der gesamten Blüte aufbauen. Beim Hasen-Klee (*Trifolium arvense*) bleibt die ganze Blüte nach der Fruchtreife als vertrocknete und behaarte Verbreitungseinheit erhalten (Abb. 11). Ähnliche Verhältnisse können bei einigen Gräsern, zum Beispiel dem Wimper-Perlgras (*Melica ciliata*), beobachtet werden, bei denen die als Karyopsen bezeichneten Früchte von den stark behaarten Vor- und Deckspelzen eingeschlossen sind (Abb. 12).

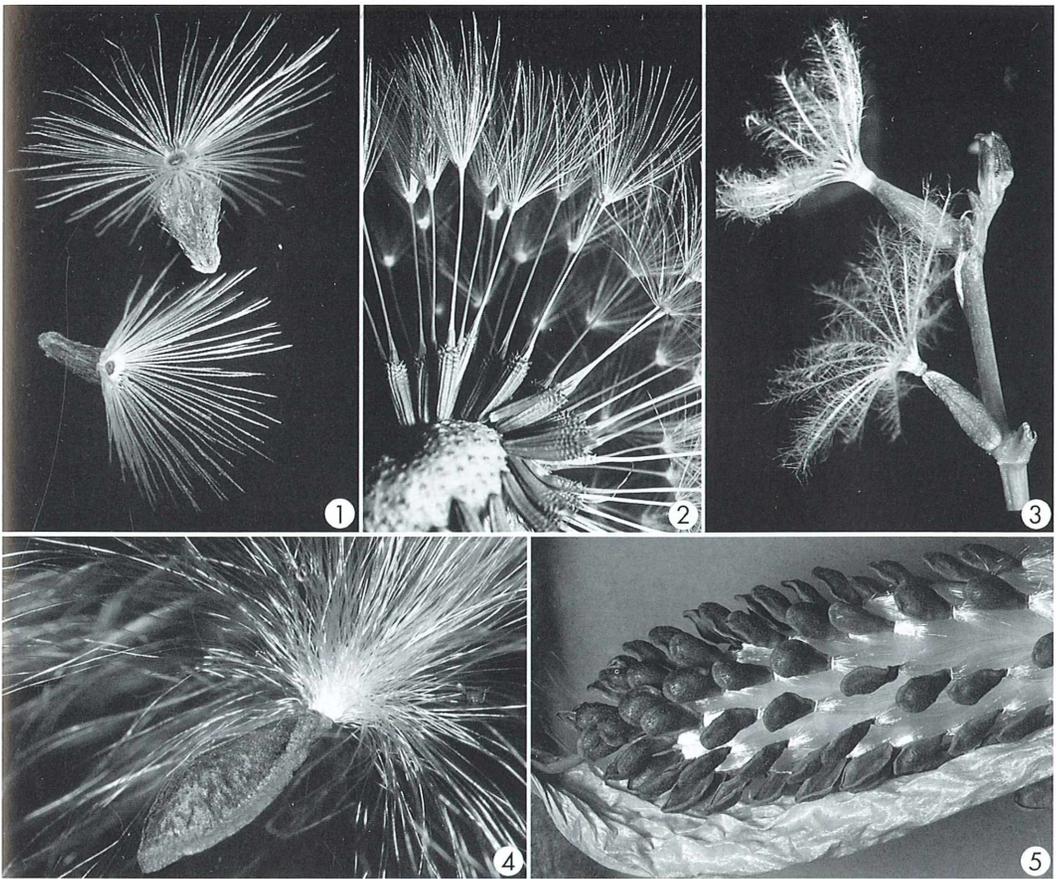


Abb. 1: Goldaster (*Aster linosyris*, Fam. Asteraceae, Korbblütler): Achäne, Haarschopfflieger; Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 2: Wiesen-Löwenzahn (*Taraxacum officinale*, Fam. Asteraceae, Korbblütler): Ausschnitt aus dem Fruchtstand mit Achänen, Fallschirmflieger; Vergrößerung ca. 4fach. – Abb. 3: Spornblume (*Kentranthus ruber*, Fam. Valerianaceae, Baldriangewächse): Achänen, Haarschopfflieger; Vergrößerung ca. 6fach. – Abb. 4: Seidenpflanze (*Asclepias curassavica*, Fam. Apocynaceae, Hundsgiftgewächse): Samen, Haarschopfflieger; Vergrößerung ca. 6fach. – Abb. 5: Seidenpflanze (*Asclepias curassavica*, Fam. Apocynaceae, Hundsgiftgewächse): Geöffnete Balgfrucht; die Samen sitzen mit in Längsrichtung gebündeltem Haarschopf dicht gedrängt zum Abflug bereit. Vergrößerung ca. 2fach.

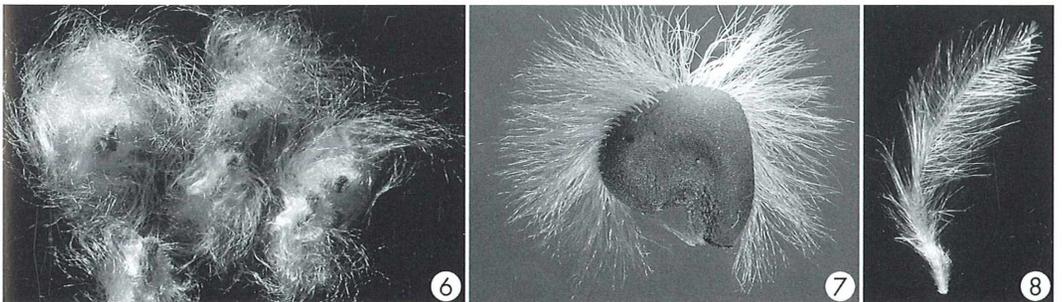


Abb. 6: Großes Windröschen (*Anemone sylvestris*, Fam. Ranunculaceae, Hahnenfußgewächse): Nüsschen mit dichtem Haarfilz; Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 7: Roseneibisch (*Hibiscus syriacus*, Fam. Malvaceae, Malvengewächse): Samen mit Haarkranz; Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 8: Silberwurz (*Dryas octopetala*, Fam. Rosaceae, Rosengewächse): Nüsschen, Federscheiffliieger; Vergrößerung ca. 5fach.

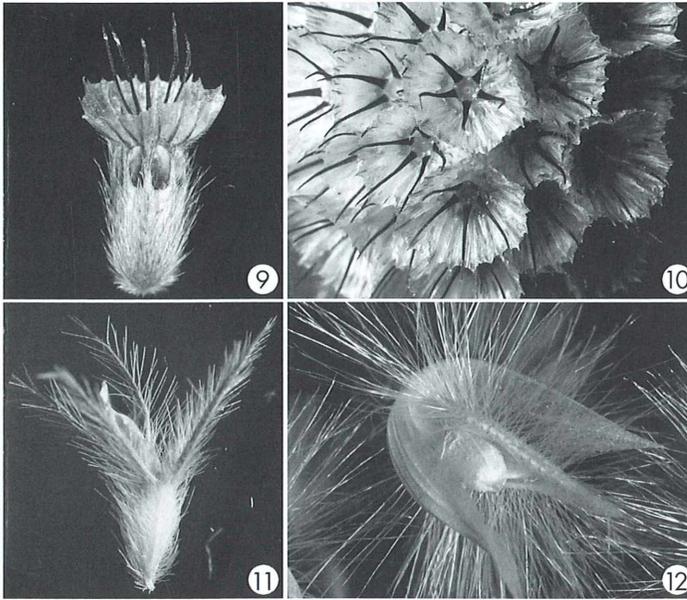


Abb. 9: Kaukasus-Skabiose (*Scabiosa caucasica*, Fam. Dipsacaceae, Kardengewächse): Achäne mit schirmförmigem Außenkelch und fünf Kelchborsten; Vergrößerung ca. 6fach. – Abb. 10: Kaukasus-Skabiose (*Scabiosa caucasica*, Fam. Dipsacaceae, Kardengewächse): Fruchtstand (Ausschnitt) mit fünfborstigen Achänen; Vergrößerung ca. 5fach. – Abb. 11: Hasen-Klee (*Trifolium arvense*, Fam. Fabaceae, Schmetterlingsblütler): Ganze Blüte als Diaspore, Kelch und Kelchborsten behaart; Vergrößerung ca. 15fach. – Abb. 12: Wimper-Perlgras (*Melica ciliata*, Fam. Poaceae, Süßgräser): Blüte als Diaspore, Karyopse von behaarten Vor- und Deckspelzen umgeben; Vergrößerung ca. 8fach.

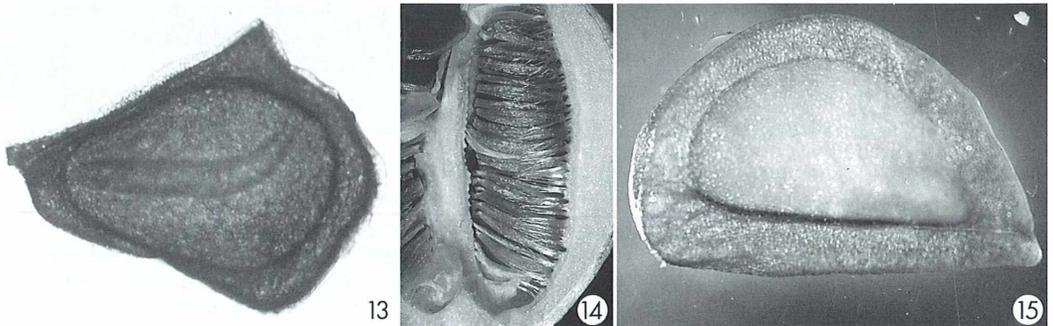


Abb. 13: Königsilie (*Lilium regale*, Fam. Liliaceae, Liliengewächse): Flacher Samen mit schmalen Flugsaum; im Inneren des Samens ist der längliche, gebogene Embryo zu sehen; Glycerolpräparat, Durchlichtbeleuchtung, Vergrößerung ca. 10fach. – Abb. 14: Wilde Tulpe (*Tulipa silvestris*, Fam. Liliaceae, Liliengewächse): Geöffnete Kapsel, Samen geldrollenartig gestapelt; Vergrößerung ca. 1,5fach. – Abb. 15: Wilde Tulpe (*Tulipa silvestris*, Fam. Liliaceae, Liliengewächse): Flacher Samen mit schmalen Flugsaum; Reliefbeleuchtung, Vergrößerung ca. 6fach.

Scheiben- und Segelflieger

Pflanzen dieses Verbreitungstyps besitzen flache, diskus- oder napfförmige Diasporen, die noch zusätzlich von einem Flugsaum umgeben sein können, oder symmetrisch angeordnete Flügel. Diese Ausbreitungseinrichtungen treten häufig bei Samen auf, seltener an Früchten. Viele bekannte Liliengewächse (z.B. Schachbrettblumen, Tulpen, Lilien) besitzen scheibenförmige Samen (Abb. 13–15). Das Vorkom-

men besonders kleiner Scheibenflieger zieht sich durch zahlreiche Pflanzenfamilien (Abb. 16–19). Zu den Segelfliegern sind die breitflügeligen Nüsschen der Birke zu rechnen (Abb. 20).

Dreh- oder Schraubenflieger

Die bekanntesten Vertreter dieser Verbreitungskategorie sind die Ahornarten, deren so ge-

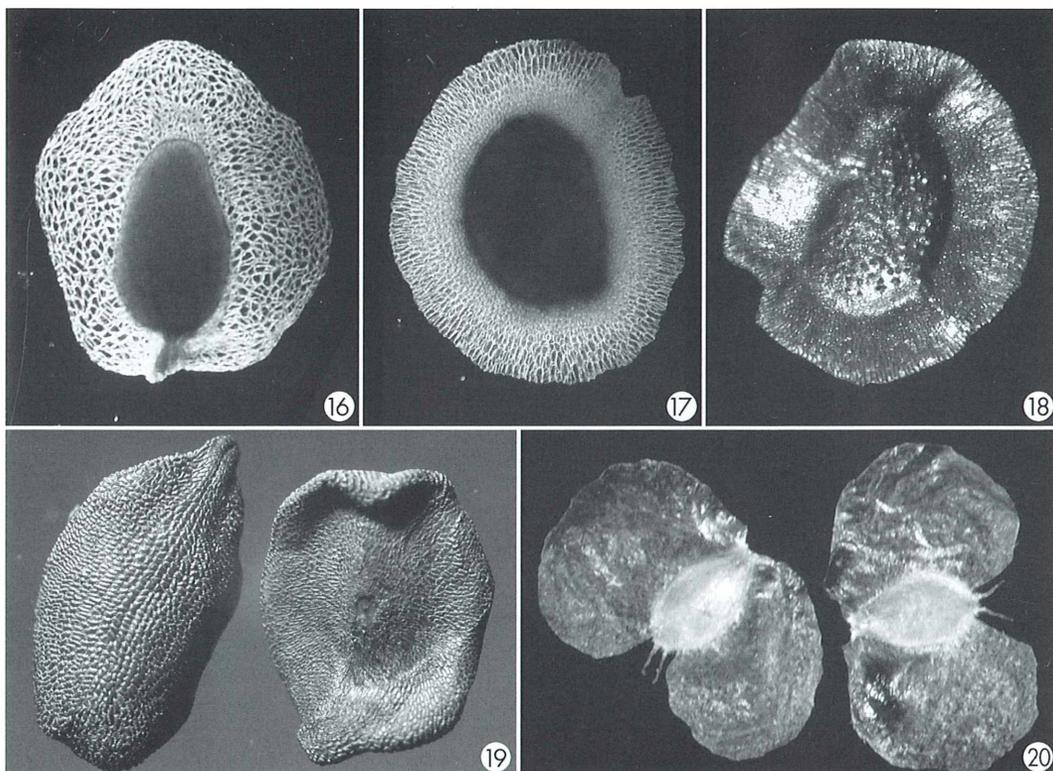


Abb. 16: Schwalbenwurz-Enzian (*Gentiana asclepiadea*, Fam. Gentianaceae, Enziangewächse): Reifer Samen mit häutigem Flugsaum; Zellstruktur des Samenmantels sichtbar; Glycerolpräparat, Dunkelfeldbeleuchtung, Vergrößerung ca. 30fach. – Abb. 17: Gemeines Leinkraut (*Linaria vulgaris*, Fam. Scrophulariaceae, Braunwurzgewächse): Unreifer Samen mit noch weichem Flugsaum, dessen zelluläre Struktur erkennbar ist; Glycerolpräparat, Dunkelfeldbeleuchtung, Vergrößerung ca. 36fach. – Abb. 18: Gemeines Leinkraut (*Linaria vulgaris*, Fam. Scrophulariaceae, Braunwurzgewächse): Reifer Samen mit gehärtetem Flugsaum; Vergrößerung ca. 28fach. – Abb. 19: Karthäuser-Nelke (*Dianthus carthusianorum*, Fam. Caryophyllaceae, Nelkengewächse): Flache, napfförmige Samen; Vergrößerung ca. 20fach. – Abb. 20: Weiß-Birke (*Betula pendula*, Fam. Betulaceae, Birkengewächse): Nüsschen mit symmetrischer Flügelanordnung, Segelflieger; Vergrößerung ca. 15fach.

nannten Spaltfrüchte ohne optische Hilfsmittel beobachtet werden können. Sie sind einseitig geflügelt und drehen sich nach dem Hubschrauberprinzip. Auch im Mikrobereich ist dieses Prinzip verwirklicht, z.B. bei der Afrikanischen Schmucklilie (Abb. 21). Aufgrund des Flugmodus kann der Samen der Silberkerze (*Cimicifuga racemosa*) ebenfalls hier eingeordnet werden. Die Samenschale bildet zahlreiche Flügelschuppen aus, in denen sich der Wind fängt. Dies führt zu einer taumelnden Drehbewegung (Abb. 22).

Windstreuer

Pflanzen dieser Gruppe nutzen den Wind, um ihre Samen auszustreuen. Die Früchte sitzen an elastischen Stielen, die im Wind hin- und herschwanken. Bei manchen Pflanzen sind die Früchte von einem bauchig aufgeblasenen Kelch umgeben, der als Windfang wirkt und dadurch die Windkraft verstärkt. Bei der Reife entstehen an den Früchten Poren, aus denen die Samen, die sehr klein und leicht sind, ausgestreut werden können. Windstreuer sind sehr

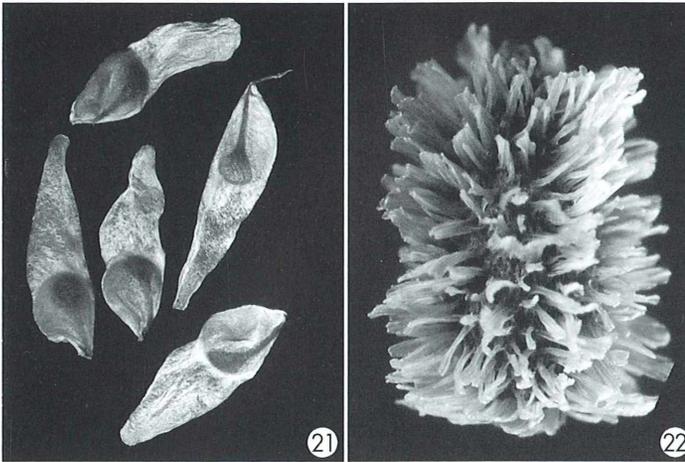


Abb. 21: Afrikanische Schmucklilie (*Agapanthus africanus*, Fam. Agapanthaceae, Schmuckliliengewächse): Samen mit einseitigem Drehflügel; Vergrößerung ca. 8fach. Abb. 22: Silberkerze (*Cimicifuga racemosa*, Fam. Ranunculaceae, Hahnenfußgewächse): Samen mit Flügelschuppen bedeckt; Vergrößerung ca. 15fach.

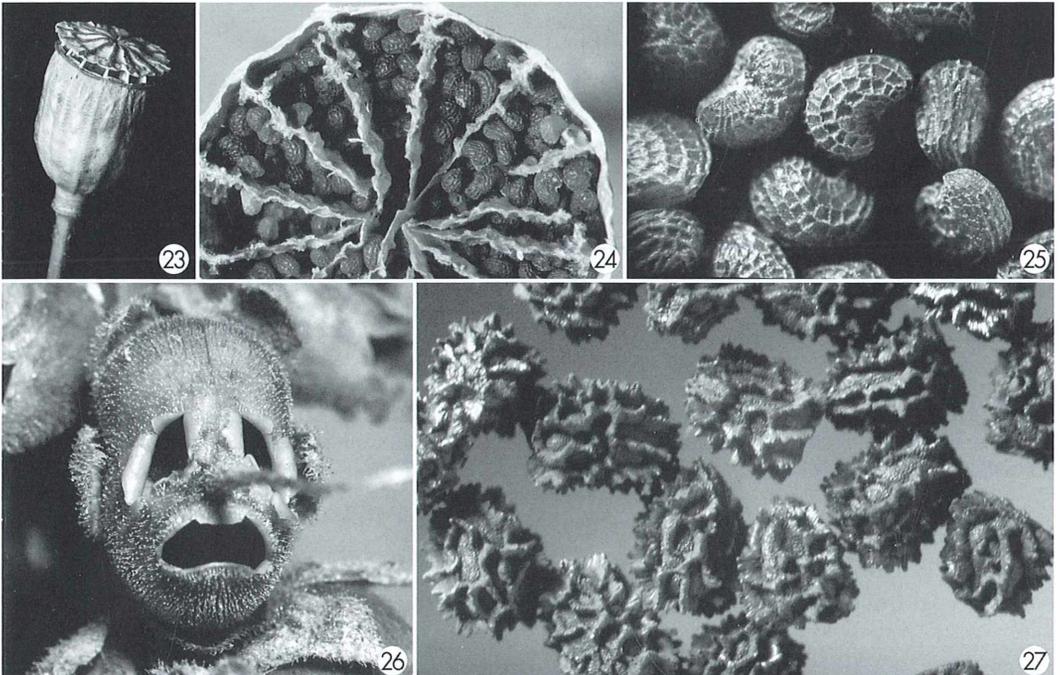


Abb. 23: Klatschmohn (*Papaver rhoeas*, Fam. Papveraceae, Mohngewächse): Reife Porenkapsel mit Deckel als Windfang; Vergrößerung ca. 3fach. – Abb. 24: Klatschmohn (*Papaver rhoeas*, Fam. Papaveraceae, Mohngewächse): Reife Porenkapsel, quer geschnitten, mit zahlreichen Samen; Vergrößerung ca. 8fach. – Abb. 25: Klatschmohn (*Papaver rhoeas*, Fam. Papaveraceae, Mohngewächse): Samen mit wabenartig gemusterter Oberfläche; Vergrößerung ca. 35fach. – Abb. 26: Garten-Löwenmaul (*Antirrhinum majus*, Fam. Scrophulariaceae, Braunwurzgewächse): Reife Porenkapsel mit drei Poren; Vergrößerung ca. 5fach. – Abb. 27: Garten-Löwenmaul (*Antirrhinum majus*, Fam. Scrophulariaceae, Braunwurzgewächse): Samen mit strukturierter Oberfläche; Vergrößerung ca. 100fach.

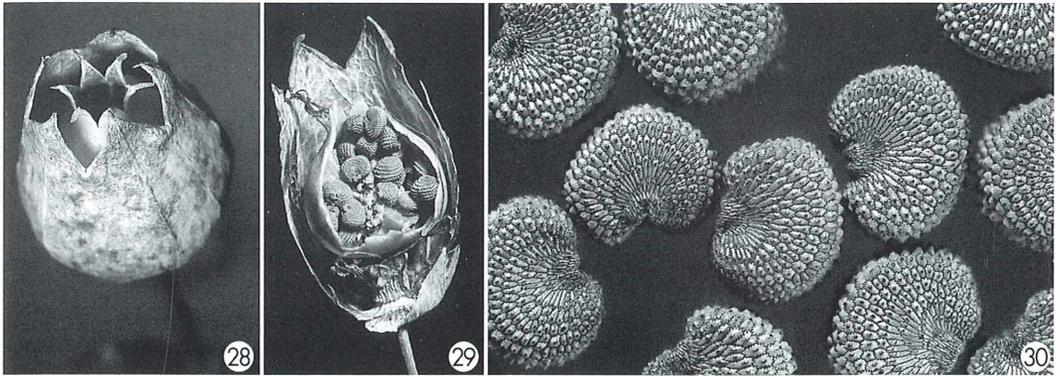


Abb. 28: Aufgeblasenes Leimkraut (*Silene vulgaris*, Fam. Caryophyllaceae, Nelkengewächse): Zähnenkapsel mit Außenkelch als Windkessel; Vergrößerung ca. 4fach. – **Abb. 29:** Aufgeblasenes Leimkraut (*Silene vulgaris*, Fam. Caryophyllaceae, Nelkengewächse): Zähnenkapsel, Außenkelch und Samenkapsel längs geöffnet; Vergrößerung ca. 4fach. – **Abb. 30:** Aufgeblasenes Leimkraut (*Silene vulgaris*, Fam. Caryophyllaceae, Nelkengewächse): Samen mit fein ziselierte Oberfläche; Vergrößerung ca. 20fach.

häufig und kommen in unterschiedlichen Pflanzenfamilien vor. Der Klatschmohn (Fam. Papaveraceae, Mohngewächse) besitzt Porenkapseln, in denen die winzigen Samen dicht gepackt liegen. Die Poren befinden sich in größerer Zahl unter einer dachartigen Verbreiterung, die als Windfang dient (Abb. 23–25). Eine andere Form der Porenkapsel mit sehr kleinen Samen weist das Große Löwenmaul (Fam. Scrophulariaceae, Braunwurzgewächse) auf. Sie hat nur drei Poren und gleicht einer Karnevals-Maske (Abb. 26 und 27). Ein weiterer Kapseltyp kann bei den Nelkengewächsen (Caryophyllaceae) beobachtet werden, nämlich die Zähnen-

kapsel, die bei manchen Gattungen von einem eiförmigen Kelch umgeben ist, der als Windkessel wirkt. Diese Verhältnisse treten zum Beispiel beim Aufgeblasenen Leimkraut auf (Abb. 28 und 29). Die Samen besitzen eine fein strukturierte Oberfläche (Abb. 30).

Der zweite Teil des Artikels stellt Einrichtungen der Tier-, Wasser- und Selbstverbreitung vor und führt weiterführende Literatur an.

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

Neue Medien

Planktonorganismen-Datenbank des Alfred-Wegener-Instituts ist online

Bereits im Heft 3/2004 des MIKROKOSMOS haben wir auf die im Aufbau befindliche Datenbank zu Planktonorganismen (insbesondere Diatomeen) des Alfred-Wegener-Instituts (AWI) für Polar- und Meeresforschung in Bremerhaven hingewiesen. Nun ist es soweit! Unser Leser Klaus G. Albers aus Bremen wies uns darauf hin, dass die englischsprachige Online-Datenbank inzwischen unter der Adresse <http://planktonnet.awi.de/> im Internet zu fin-

den ist. Mehr als 10.000 Bilder verschiedenster Phytoplanktonorganismen aus aller Welt können hier betrachtet werden, und zahlreiche Artbeschreibungen liegen vor. Jedermann kann, sofern er sich auf der Homepage registrieren lässt, Datensätze ergänzen. Verknüpfungen mit weiteren Datenbanken sind vorhanden, und eine Einbindung in das Weltdatenzentrum für Marine Umweltwissenschaften ist geplant.

Redaktion MIKROKOSMOS

Numerische Apertur, Immersion und förderliche Vergrößerung

Rainer Danz†

Der folgende Artikel zur mikroskopischen Auflösung wurde bereits in der Zeitschrift *Innovation 15* (2005) von Carl Zeiss veröffentlicht.

Die wichtigste Kenngröße eines Mikroskops ist bekanntlich nicht die Vergrößerung, sondern sein Vermögen, kleinste Objektdetails auch aufgelöst darstellen zu können.

Die Kausalität von numerischer Apertur und Auflösung

Zur Definition des Auflösungsvermögens beziehungsweise seinem reziproken Wert, der Auflösungsgrenze, führte Ernst Abbe den Begriff der numerischen Apertur des Objektivs ein (lat. apertura = Öffnung; numerische Apertur = zahlenmäßige, also dimensionslose Apertur). Diese stellt das Produkt aus der Brechzahl n_{OR} und dem Sinus des halben Öffnungswinkels im Objektraum dar und hat im Gegensatz zur alleinigen Verwendung der Größe „Öffnungswinkel = 2α “ einen entscheidenden Vorteil: Gegenüber Brechungen an planparallelen Flächen (z. B. Deckgläsern) verhält sich die numerische Apertur invariant.

Mit Hilfe des Snellius'schen Brechungsgesetzes

$$\frac{\sin \alpha_1}{\sin \alpha_2} = \frac{n_2}{n_1} \quad (1)$$

lässt sich diese Invarianz leicht beweisen (Abb. 1):

$$n_1 \cdot \sin \alpha_1 = n_2 \cdot \sin \alpha_2 = \dots = n_i \sin \alpha_i \quad (2)$$

Den mathematisch interessierten Leser mag es zunächst verwundern, dass Abbe den Sinus und nicht den Tangens des halben Öffnungswinkels verwendete, so wie es zum Beispiel die Gauß'sche Abbildung verlangt. Bei letzterer hat man es aber nur mit sehr engen Strahlenbüscheln zu tun, so dass die Sinus und Tangens der Öffnungswinkel vertauscht werden können. Abbe erkannte nach anfänglichen Fehlschlägen sehr rasch, dass bei der mikroskopischen Abbildung eine ganz besondere Bedingung, nämlich die Sinusbedingung, eingehalten werden muss: Sollen Flächenelemente mittels weit geöffneter Strahlenbüschel fehlerfrei abgebildet werden, muss das Verhältnis von objektseitiger zu bildseitiger numerischer Apertur gleich dem Abbildungsmaßstab sein und sich konstant verhalten. Ist diese Bedingung erfüllt und die sphärische Aberration (lat. aberratio = Abirring; schlechte Vereinigung achsensymmetrischer Lichtbündel großer Öffnung) korrigiert, nennt man die Abbildung aplanatisch; außeraxiale Bildpunkte werden komafrei abgebildet. In Abbildung 2 wird das dreidimensionale, nahezu fehlerfreie Beugungsbild eines beleuchteten außeraxialen Punktes (Sternstest) gezeigt, das mit einem die Sinusbedingung erfüllenden Objektiv aufgenommen wurde. Ist die Sinus-

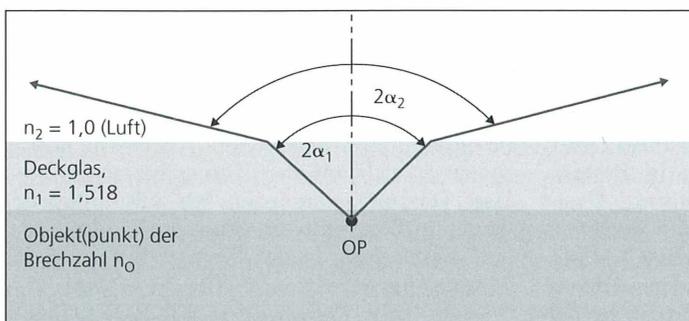


Abb. 1: Zur Invarianz der numerischen Apertur gegenüber der Brechung an einer planparallelen Glasplatte (z.B. Deckglas). $n_1 = 1,518$, $\alpha_1 = 40^\circ$, $n_2 = 1,0$, $\alpha_2 = 77,4^\circ$, $n_1 \sin \alpha_1 = n_2 \sin \alpha_2$.

Abb. 2: Hochaperturiges Trockenobjektiv: Die Sinusbedingung ist erfüllt. – **Abb. 3:** Gleicher Objekttyp wie Abbildung 2. Die Sinusbedingung ist nicht erfüllt; außeraxiale Bildpunkte werden stark komabehaftet abgebildet (Fotos: Dipl.-Ing. M. Matthä, Göttingen).

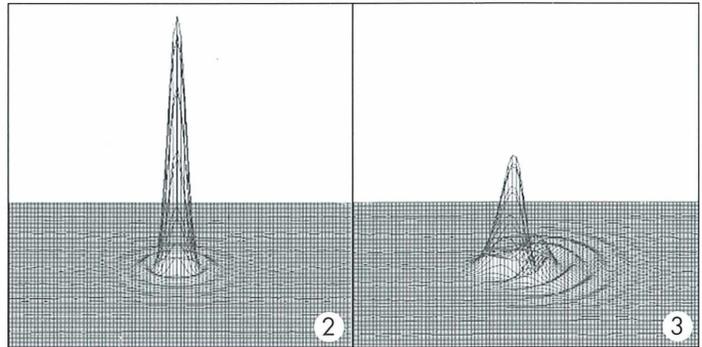
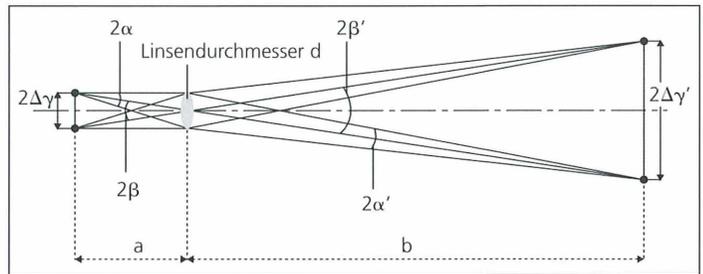


Abb. 4: Zum Auflösungsvermögen des Mikroskops (nach R. W. Pohl, 1941). $2\Delta y$ Objekt, $2\Delta y'$ Bild, 2α objektseitiger Öffnungswinkel, $2\alpha'$ bildseitiger Öffnungswinkel, 2β objektseitige auflösbare Winkelgröße, $2\beta'$ bildseitige auflösbare Winkelgröße.



bedingung hingegen nicht erfüllt, kann die Abbildung nicht aplanatisch sein und das Objekt wird stark komabehaftet dargestellt (Abb. 3). Zwischen der Sinusbedingung und dem Auflösungsvermögen besteht ein tief greifender Zusammenhang: Der Winkelabstand $2\beta_{\min}$ zweier getrennt sichtbarer Objektpunkte (die „Gewichte“ am hantelförmigen Objekt $2\Delta y_{\min}$ in Abbildung 4) muss mindestens

$$\sin 2\beta_{\min} = \frac{1,22 \cdot \lambda}{d} \quad (3a)$$

betragen, weil erst dann das Beugungsmaximum des einen Objektpunktes in das Beugungsminimum des anderen fällt und somit die beiden Objektpunkte gerade noch getrennt voneinander gesehen werden können (Beugung an einer kreisrunden Lochblende bzw. Linsengrenzung; die Zahl 1,22 hängt mit der Nullstelle der Bessel-Funktion zusammen).

Beim Mikroskop ist aber die Auflösungsgrenze $2\Delta y_{\min}$ (Längendimension) und nicht die Winkelauflösung von vorrangigem Interesse. Eine verblüffend einfache Herleitung der mikroskopischen Auflösungsgrenze aus der Sinusbedingung gibt R. W. Pohl an:

Formel (3a) kann man gemäß Abbildung 4 auch als

$$\frac{2\Delta y'_{\min}}{b} = \frac{1,22 \cdot \lambda}{d} \quad (3b)$$

schreiben.

Nach Abbildung 4 lässt sich die bildseitige numerische Apertur darstellen als

$$n_{BR} \cdot \sin \alpha' = \frac{d}{2b} \quad (4)$$

Im Allgemeinen ist der Bildraum mit Luft gefüllt, das heißt $n_{BR} = 1,0$.

Unter Berücksichtigung der Sinusbedingung

$$\frac{n_{OR} \cdot \sin \alpha}{n_{BR} \cdot \sin \alpha'} = \frac{2\Delta y'}{2\Delta y} = \text{constant} \quad (5)$$

ergibt sich für den kleinsten, noch auflösbaren Abstand zwischen zwei Objektpunkten, also für die Auflösungsgrenze $2\Delta y_{\min}$

$$2\Delta y_{\min} = 2\Delta y' \frac{n_{BR} \cdot \sin \alpha'}{n_{OR} \cdot \sin \alpha}$$

$$2\Delta y_{\min} = \frac{1,22 \cdot b \cdot \lambda \cdot d}{2 \cdot b \cdot d \cdot n_{OR} \cdot \sin \alpha}$$

$$2\Delta y_{\min} = \frac{0,61 \cdot \lambda}{n_{OR} \cdot \sin \alpha} \quad (6)$$

Den Kehrwert von (6) bezeichnet man als das Auflösungsvermögen, weil dieses einen möglichst großen Wert annehmen soll.

Die Vorteile der Immersion

Die für Nicht-Selbstleuchter geltende fundamentale Auflösungsformel (6) sagt aus, dass die Auflösungsgrenze von zwei Faktoren, nämlich der Wellenlänge λ und der numerischen Apertur des Objektivs abhängt. Will man demzufolge das Auflösungsvermögen erhöhen beziehungsweise die Auflösungsgrenze minimieren, müssen kürzere Wellenlängen und eine größere numerische Apertur gewählt werden.

Was ist aber zu tun, wenn man bei einer ganz bestimmten Wellenlänge oder im Weißlicht arbeiten muss und darüber hinaus der Trockenapertur, das heißt $n_{OR} = 1,0$, bereits der maximale Wert von beispielsweise 0,95 zugeordnet ist? In solchen Fällen kommen Immersionsobjektive zum Einsatz, also solche Objektive, bei denen die Frontlinse in eine Flüssigkeit eintaucht (lat. immergere = eintauchen), deren optische Daten mit in die Objektivrechnung einbezogen sind. Im Spezialfall der so genannten homogenen Immersion sind die Brechzahlen der Immersionsflüssigkeit n_2 und der Frontlinse n_3 für die Schwerpunktwellenlänge derart angeglichen, dass die von einem Objektpunkt OP (Abb. 5) ausgehenden Strahlen ungebrochen durch den Immersionsfilm hindurch gehen und so von der Objektiv-Frontlinse aufgenommen werden können. Die numerische Apertur ist in diesem Fall um den Faktor n_2 vergrößert worden, so dass sich die Wellenlänge und damit die Auflösungsgrenze auf $1/n_2$ verkleinert. Ein Trockenobjektiv und ein Immersionsobjektiv unterscheiden sich folglich hinsichtlich ihrer numerischen Apertur um den Faktor n_2 , sofern

sie Strahlen gleichen Öffnungswinkels aufnehmen können.

Der Mikroskopierende ist zunächst geneigt, wegen der übereinstimmenden Brechzahlen von Objektiv-Frontlinse, Immersionsflüssigkeit und Deckglas, keinen Unterschied zwischen Deckglasdicken-korrigierten (z. B. HI 100×/1,40 ∞/0,17) und Deckglasdicken-nichtkorrigierten (z. B. HI 100×/1,40 ∞/0) Immersionsobjektiven zu machen. Im monochromatischen Licht (Schwerpunktwellenlänge) kann er das sicher tun; im polychromatischen Licht weisen aber Immersionsflüssigkeit und Deckglas im Allgemeinen unterschiedliche Dispersionen auf, das heißt die Brechzahlen sind mehr oder weniger stark wellenlängenabhängig. Dieser Effekt macht sich im mikroskopischen Bild durch Farbfehler und sphärische Aberration bemerkbar. Also: Man achte sorgfältig auf den Korrektionszustand des Objektivs.

Gebräuchliche numerische Aperturen von Immersionsobjektiven sind 1,25 (Wasserimmersion), 1,30 (Glycerinimmersion) und 1,40 (Öl- bzw. homogene Immersion). Die Werte entsprechen den halben Öffnungswinkeln $\alpha = 56^\circ$, 59° und 68° ; als Trockenobjektive wären die numerischen Aperturen auf 0,83, 0,86 und 0,93 reduziert. Ein Immersionsobjektiv hat gegenüber Trockenobjektiven auch den Vorteil, dass das an den Frontflächen von Deckglas und Objektiv-Frontlinse entstehende störende Reflexlicht erheblich minimiert und in manchen Fällen sogar völlig beseitigt wird.

Der Vollständigkeit halber sei noch die Immersionsmethode genannt, die zur Brechzahlbestimmung an isolierten Festkörpern angewendet wird. Dabei wird das zu vermessende Objekt in eine Immersionsflüssigkeit eingebettet, deren Brechzahl ungefähr in der Nähe der des Objektes liegt. Mittels eines Heiz- und Kühltisches wird nun die Temperatur so lange vari-

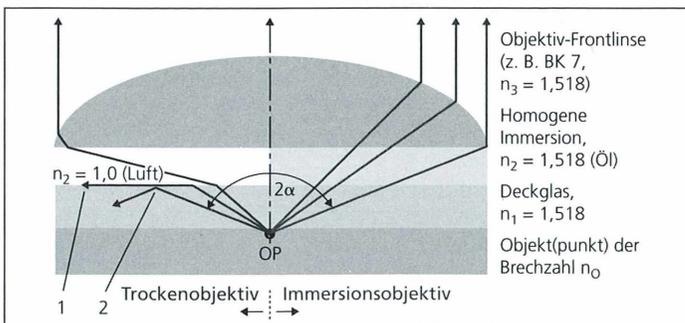


Abb. 5: Einfluss des Immersionsmediums auf die numerische Apertur des Objektivs.
 $2\alpha =$ Öffnungswinkel des Objektivs (numerische Apertur $= n_2 \cdot \sin \alpha$), 1 = Grenzwinkel der Totalreflexion ($= \arcsin [n_2/n_1] \approx 41^\circ$) erreicht, streifender Lichtaustritt, 2 = Totalreflexion.

iert, bis die Brechzahl der Flüssigkeit mit der des Objektes übereinstimmt. Wesentlich ist dabei die aus der Dulong-Petit'schen Regel abgeleitete Tatsache, dass die Temperaturabhängigkeit der Brechzahl von Festkörpern signifikant geringer ist als die von Flüssigkeiten. Die Brechzahlbestimmung kann entweder mit Hilfe der Becke'schen Linie oder, wenn hohe Genauigkeiten erforderlich sind, mit interferometrischen Mitteln erfolgen; an dieser Stelle sei dazu auf die einschlägige Literatur verwiesen.

Die förderliche Vergrößerung

Damit das menschliche Auge zwei Bildpunkte (Abb. 4) auch als solche sehen kann, muss – nach Ernst Abbe – zwischen ihnen ein Winkelabstand 2β zwischen 2 und 4 Bogenminuten, beziehungsweise

$$5,8 \cdot 10^{-4} \leq 2\beta \leq 11,6 \cdot 10^{-4} \quad (7)$$

vorliegen. Die untere Grenze der Gesamtvergrößerung des Mikroskops sei V_u ; die obere Grenze V_o , wobei die Gesamtvergrößerung des Mikroskops V_M gleich dem Quotienten aus der deutlichen Sehweite von 250 mm und der Gesamtbrennweite des Mikroskopes f_M ist.

Daraus lassen sich nun leicht V_u und V_o berechnen:

$$\frac{2\Delta y}{f_M} = \frac{2\Delta y \text{ [mm]} V_u}{250} = 5,8 \cdot 10^{-4} (= 2') \quad (8a)$$

$$\frac{2\Delta y}{f_M} = \frac{2\Delta y \text{ [mm]} V_o}{250} = 11,6 \cdot 10^{-4} (= 4') \quad (8b)$$

Mit $\lambda = 550 \text{ nm} = 5,5 \cdot 10^{-4} \text{ mm}$ und

$$2\Delta y_{\min} = \frac{\lambda}{2 \sin \alpha} = \frac{\lambda}{2 n A_{\text{Obj}}}$$

erhält man schließlich

$$\frac{V_u \cdot 5,5 \cdot 10^{-4} \text{ [mm]}}{500 \cdot n A_{\text{Obj}}} = 5,8 \cdot 10^{-4} \quad (9a)$$

und

$$\frac{V_o \cdot 5,5 \cdot 10^{-4} \text{ [mm]}}{500 \cdot n A_{\text{Obj}}} = 11,6 \cdot 10^{-4} \quad (9b)$$

bzw.

$$V_u \approx 500 n A_{\text{Obj}} \text{ und} \quad (9c)$$

$$V_o \approx 1000 n A_{\text{Obj}} \quad (9d)$$

Die Leistungsfähigkeit des Mikroskops wird also nur dann sinnvoll ausgenutzt, wenn seine Gesamtvergrößerung nicht kleiner als das 500fache und nicht größer als das 1000fache der numerischen Apertur des Arbeitsobjektives gewählt wird.

Vergrößerungen $> 1000 n A_{\text{Obj}}$ bezeichneten unsere Altvorden sehr trefflich als leere Vergrößerungen, weil eine Auflösung noch kleinerer Objektdetails nicht mehr erwartet werden kann, die Vergrößerung also ins Leere geht.

Verfasser: Rainer Danz, Carl Zeiss AG, Werk Göttingen, e-mail: hbunger@zeiss.de

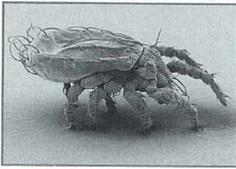
Buchbesprechungen

Weigmann, G.: Hornmilben (Oribatida). Die Tierwelt Deutschlands, 76. Teil. Goecke & Evers, Keltern 2006, 520 Seiten, 234 Strichzeichnungstafeln, 8 rasterelektronenmikroskopische Tafeln, gebunden, € 95,00, ISBN 3-937783-18-0.

Mit dem 76. Teil der so wertvollen, einst von F. Dahl begründeten Serie *Die Tierwelt Deutschlands und der angrenzenden Meeressteile* erscheint die sehnlichst erwartete grundlegende Neubearbeitung der deutschen Oribatiden. Sie ersetzt die vor 75 Jahren in der gleichen Reihe erschienene Bearbeitung durch C. Willmann. Vorgelegt

wird sie von G. Weigmann, dem angesehenen Berliner Ökologen und Taxonomen, der sicher als einer der besten deutschen Kenner der Oribatiden gelten kann. Er wurde bei diesem Werk unterstützt durch L. Miko (Brüssel), der die Bearbeitung der Damaiden und Oppiiden übernahm. Oribatiden, im Deutschen mit den

DIE TIERWELT DEUTSCHLANDS
BEGÜNDET 1925 VON FRIEDRICH DAHL
76. TEIL



Hornmilben (Oribatida)

Gerd Weigmann

GOECKE & EVERS, KELTERN

jeweils nur teilweise zutreffenden Begriffen Moos-, Horn- oder Käfermilben belegt und früher mit dem wissenschaftlichen Begriff Cryptostigmata bezeichnet, stellen eine weltweit fast ubiquitäre Milbengruppe dar, die vor allem in humusreichen Böden als wichtige Glieder der Dekomponentenkette eine große ökologische Bedeutung haben. Oribatiden können aber auch in der Vegetation bis hinein in Baumwipfel, im Süßwasser, im Meereslitoral sowie in Ställen, Vorratslagern und Wohnungen gefunden werden. Sie sind von der Arktis bis in die Antarktis über alle Breiten und von Tiefalpen bis in hochalpine Regionen verbreitet. Vielfach stellen sie in Böden zu allen Jahreszeiten die individuenreichste Arthropodengruppe. Ihre biologische Vielfalt ist nach wie vor unzureichend erforscht, auch wenn es in den letzten Jahren zum Teil dank des Einsatzes moderner Methoden (z.B. phylogenetische Systematik, Elektronenmikroskopie, Biochemie, molekulare Methodik in Entwicklungsbiologie, Phylogenetik und Ökologie) deutliche Fortschritte gegeben hat. Dieses Buch wird die Erforschung der Oribatiden in jeder Hinsicht wesentlich erleichtern. In einem einleitenden Teil werden eine aktuelle systematische Übersicht geliefert, die äußere Mor-

phologie beschrieben sowie Ontogenie, Biologie und Bearbeitungstechnik kompakt und treffend geschildert. Der Absatz über die innere Anatomie beschränkt sich dem Anliegen des Buches entsprechend auf wenige Sätze und Literaturverweise. Besonders bemerkenswert ist die phylogenetische Diskussion zur Segmentierung der Oribatida, in welcher der Autor eine undogmatische Interpretation liefert, die wegweisend sein kann. Diese, dem Bestimmungsteil vorangestellte allgemeine Einführung ist von bestechender Klarheit und ausgesprochen hilfreich für die Einarbeitung in diese Tiergruppe. Sie weckt dementsprechend hohe Erwartungen an den Hauptteil des Werkes, nämlich den systematischen Teil. Diese Erwartungen werden nicht enttäuscht! Insgesamt werden 620 Arten aus 190 Gattungen und 84 Familien erfasst. Das heißt, zu den etwa 520 Arten, die in Deutschland gefunden wurden, werden weitere 100 aus benachbarten Ländern, deren Vorkommen auch in Deutschland erwartet, aber bisher nicht belegt ist, mit in die Bestimmungstabellen aufgenommen. Insgesamt wird der Text durch 234 sehr klare Zeichnungen unterstützt. Zusätzlich geben rasterelektronenmikroskopische Abbildungen einen plastischen Eindruck von dem Formenreichtum, den diese Milbengruppe birgt. Die Bestimmungstabellen führen, soweit sie bisher vom Rezensenten getestet werden konnten, sicher und dank der Zeichnungen komfortabel zum korrekten Ergebnis. Im Anschluss an die Tabellen werden taxonomische Angaben gemacht sowie Hinweise zur Ökologie und Verbreitung der behandelten Arten gegeben. Wegen der sehr unzureichenden Kenntnislage zur Morphologie der Jugendstadien beschränkt sich das Buch konsequenterweise ausschließlich auf Adulti (im Gegensatz zu seinem Vorgänger). Dies kann etwas bedauert werden, da ja gerade bei den höheren Oribatiden die Ju-

gendstadien zum Teil von besonderem Reiz sind, worüber auch im MIKROKOSMOS gelegentlich berichtet wurde. Die Beschränkung ist jedoch aus den genannten Gründen logisch und hält das Buch darüber hinaus in einem sehr handlichen Format.

Der Familienschlüssel wird noch einmal in englischer Sprache geliefert, was dem wertvollen Buch hoffentlich eine weite Verbreitung sichern wird. Ein umfangreiches Literaturverzeichnis deckt das Gebiet optimal ab. Benutzerfreundlich sind das Abkürzungsverzeichnis und ein sehr gut gegliederter Index.

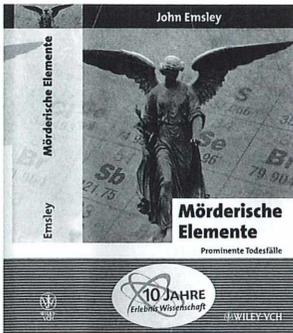
Dieses Buch wird die Kenntnis über die Oribatidenfauna in Deutschland beziehungsweise Mitteleuropa ganz sicher verbreiten helfen, indem es den Anfängern und auch dem Liebhaber-Mikroskopiker den Einstieg in diese Tiergruppe ungemein erleichtern wird. Es wird den Bodenökologen unentbehrlich sein. Es wird sicher auf lange Sicht eine unschätzbare Hilfe für die weitere Erforschung des so ungemein komplexen Lebensraumes Boden darstellen, in dem die Oribatiden nach den Worten des bekannten Ökologen E. O. Wilson zu den *little things that run the world* gehören. Dieses Buch stellt sich würdig neben die in derselben Reihe erschienenen Bearbeitungen der Raubmilben (Gamasina) und Schildkrötenmilben (Uropodina) durch W. Karg. Es ist dringend zu hoffen, dass auch die höchst diverse Milbengruppe der so genannten Actinidea oder Trombidiformes ihre(n) Bearbeiter finden und entsprechende Bände in nicht zu ferner Zukunft erscheinen können. Dem Autor, seinem Mitarbeiter und dem Verlag kann uneingeschränkt zu diesem verdienstvollen Werk gratuliert werden!

Gerd Alberti, Greifswald

10 Jahre Serie „Erlebnis Wissenschaften“ des Wiley-VCH Verlags

Seit Anfang der 90iger Jahre macht es sich der Wiley-VCH Verlag, Weinheim, zum Ziel, das Interesse an Naturwissenschaften durch eine neue, neugierig machende (populär-)wissenschaftliche Buchreihe zu fördern. Zahlreiche Bücher mit schlagkräftigen Titeln (Sonne, Sex und Schokolade; Fälscher, Schwindler, Scharlatane; usw.) sind seitdem erschienen und haben ihre Leser in den Bann gezogen. Zu den Autoren zählen sowohl hochrangige Wissenschaftler als auch Wissenschaftsjournalisten. Zum 10jährigen Jubiläum gibt es einige ganz besondere Ausgaben, von denen hier drei in Kürze vorgestellt werden. Sie stammen alle aus dem Jahr 2006 und kosten gebunden jeweils 24,90 €.

Emsley, J.: Mörderische Elemente. Prominente Todesfälle.
461 Seiten,
ISBN 3-527-31500-4.



Die Dosis macht das Gift. Dieser Spruch bewahrheitet sich vielfach in den Ausführungen des Autors. Neben nützlichen Anwendungen in Medizin und Alltag bergen einige Verwendungsweisen der beschriebenen, metallischen Elemente und ihren Verbindungen Gefahren, oder sie werden sogar bewusst von kriminellen „Elementen“ zum Morden eingesetzt. Insbesondere Quecksilber, Arsen, Antimon, Blei und Thallium werden hinsichtlich ihrer Giftigkeit vorgestellt. Die Fachinformationen verknüpfen sich mit kurzweiligen und ausgefallenen Geschichten, wodurch sie sehr gut greifbar und auch im Gedächtnis bleiben. Wussten Sie beispielsweise, dass man im Mittelalter antimonhaltige Kügelchen gegen Verstopfung schluckte, die durch Reizung des Darms zu einem beschleunigten Transport des Darminhalts führten, und dass diese Kügelchen zur Wiederverwendung aus dem Kot herausge-

sucht und teilweise von Generation zu Generation weitervererbt wurden? Lesen Sie dieses Buch, dann werden Sie mehr über die Besonderheiten der Elemente, schleichende Gefahren, spektakuläre Mordfälle und Theorien zur Vergiftung prominenter Personen der Geschichte erfahren. Guten Freunden, denen man uneingeschränkt vertrauen kann, dürfen Sie dieses Buch auch gerne als Geschenk mitbringen.

Froböse, R., Jopp, K.: Fußball, Fashion, Flachbildschirme. Die neueste Kunststoffgeneration.
309 Seiten,
ISBN 3-527-31411-3.

Kunststoffe sind aus dem Alltag nicht mehr wegzudenken. An viele dieser polymeren Stoffe und ihre Eigenschaften hat man sich gewöhnt: Strumpfhosen aus Nylon oder Perlon sind dünn und dehnbar, Cyanacrylat dient als Sekundenkleber, Silikone sind gute Schmier- und Dichtstoffe, dünne Folien werden für Filme oder Tonbänder verwendet, aus umweltfreundlichem und wiederwertbarem Polyethylen macht man elastische Folien und Spielwaren, auf Polycarbonat-DVDs lassen sich Daten speichern. Diese Liste ist nahezu unendlich fortsetzbar. Die Autoren geben einen sehr schönen Abriss über die verschiedensten künstlichen Polymere, einschließlich ihrer Entdeckungsgeschichte/Entwicklung, vielfältigen Verwendungsweisen und erstaunlichen Eigenschaften. Was heute noch Zukunftsmusik ist – Materialien, die beispielsweise ihre Eigenschaften

unterschiedlichen Umweltbedingungen anpassen – könnte bald schon Wirklichkeit werden.

Liedtke, S., Popp, J.: Laser, Licht und Leben. Techniken in der Medizin.
203 Seiten,
ISBN 3-527-40636-0.

Biophotonik nennt sich die Wissenschaft, die sich mit der Wechselwirkung von Licht mit biologischen Systemen beschäftigt. Die Biologin Susanne Liedtke und der Physikochemiker Jürgen Popp füllen diesen Fachbegriff mit Leben; Leben, was es ohne Licht nicht gäbe auf der Erde. Sie erläutern die physikalischen Phänomene von Licht, die Biologie des Sehens, beschreiben was passiert, wenn Licht auf Moleküle trifft. Diese Stoffe können beispielsweise Bestandteile biologischer Gewebe sein, die durch mikroskopische Methoden sichtbar gemacht beziehungsweise zur Fluoreszenz angeregt werden. Neue Techniken versprechen mikroskopische Auflösungen bis in den Nanometerbereich. Eine Vielzahl verfeinerter Anwendungen von Lichttechniken werden in der Medizin eingesetzt, sei es zur Krebsdiagnose, zur Markierung bestimmter Zelltypen oder Gene, oder für Operation mit feinsten Laserstrahlen. Für den absolut naturwissenschaftlichen Laien ist dieses Buch nicht einfach zu lesen, doch biologisch/medizinisch/technisch interessierten Personen eröffnet es faszinierende Einblicke in die aktuelle Wissenschaft von Licht und Leben.

Renate Radek, Berlin

Mikrokosmos
6/2006

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229



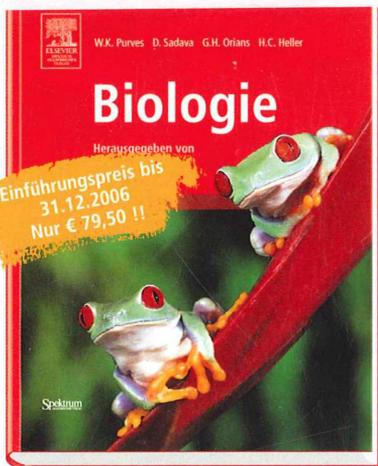
Best

- ▶ telefonisch:
(0 70 71) 93 53 69
- ▶ per Fax:
(0 62 21) 912 63 38
- ▶ per mail:
bestellung@elsevier.de

www.elsevier.de



Herausgeber der deutschen Ausgabe von Purves *Biologie* ist **Prof. Jürgen Markl** (Uni Mainz), der die Inhalte des Werkes sorgfältig an die deutschen Studienverhältnisse angepasst hat.



7. Aufl. 2006, 1.500 S., 1.090 Abb., geb.
Einführungspreis (bis 31.12.06):
€ (D) 79,50 / € (A) 81,80 / sFr 122,-,
danach: € (D) 89,50 / € (A) 92,10 / sFr 137,-
ISBN 10: 3-8274-1630-2;
ISBN 13: 978-3-8274-1630-8

Dazu: Bild-CD-ROM Purves, *Biologie* mit den Grafiken des Buches im JPG- und PDF-Format sowie als Power-Point-Folien. 2006, € (D) 25,- / € (A) 25,90 / sFr 38,-
ISBN 10: 3-8274-1792-9; ISBN 13: 978-3-8274-1792-3

t alle Teildisziplinen der Biologie

- ▶ **Exzellent bebildert**
- ▶ **Hochaktuell (2006!!): moderne Forschung und neueste Erkenntnisse sind integriert**

William K. Purves et al.

Biologie

Herausgegeben von Jürgen Markl

Dieses umfassende und didaktisch ausgezeichnete Lehrbuch der gesamten Biologie mit all ihren Teildisziplinen richtet sich an

- **Studierende der Biologie**, die einen guten Einstieg in das Studium und einen verlässlichen Begleiter an der Universität brauchen – ob Diplom, Bachelor oder Master
- **Hochschuldozenten/-innen**, die in ihrem Unterricht Wert auf herausragende Didaktik und prüfungsrelevantes Wissen legen
- **Lehrer/-innen**, denen die Schulbücher für den Unterricht unzureichend erscheinen und die sich v. a. einen prägnanten und originellen Einstieg in ihre Unterrichtsstunden wünschen
- **Staatsexamenskandidaten/-innen und Referendare/-innen**, für die eine gute Präsentation von Lehrstoff in der Biologie berufsentscheidend ist
- **Schüler/-innen** in der Sek II/Oberstufe, die über ihren Tellerrand hinausschauen möchten
- **Studierende**, die Lebenswissenschaften nicht nur in Multiple-Choice-Fragen verstehen möchten

Was macht Purves *Biologie* so besonders?

- ▶ **Verstehen statt pauken:** Lernen nicht nur von Fakten, sondern von Zusammenhängen
- ▶ **Das Auge lernt mit:** didaktisch ausgezeichnete Visualisierung selbst schwieriger Sachverhalte
- ▶ **Hochaktuell – am Puls der Zeit:** Moderne Methoden und neue Forschungsansätze wurden integriert
- ▶ **Mit zusätzlichem Service:** Auf eigener Website sind Zusatzmaterial und -Infos jederzeit abrufbar
- ▶ **Im Studienalltag erprobt:** In Amerika erscheint Purves *Biologie* bereits in der 7. Auflage!

Ausführliche Informationen finden Sie unter www.elsevier.de/purves



Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: [Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie](#)

Jahr/Year: 2006

Band/Volume: [95_6](#)

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: [Mikrokosmos 95_6 1](#)