II 90372/93,6

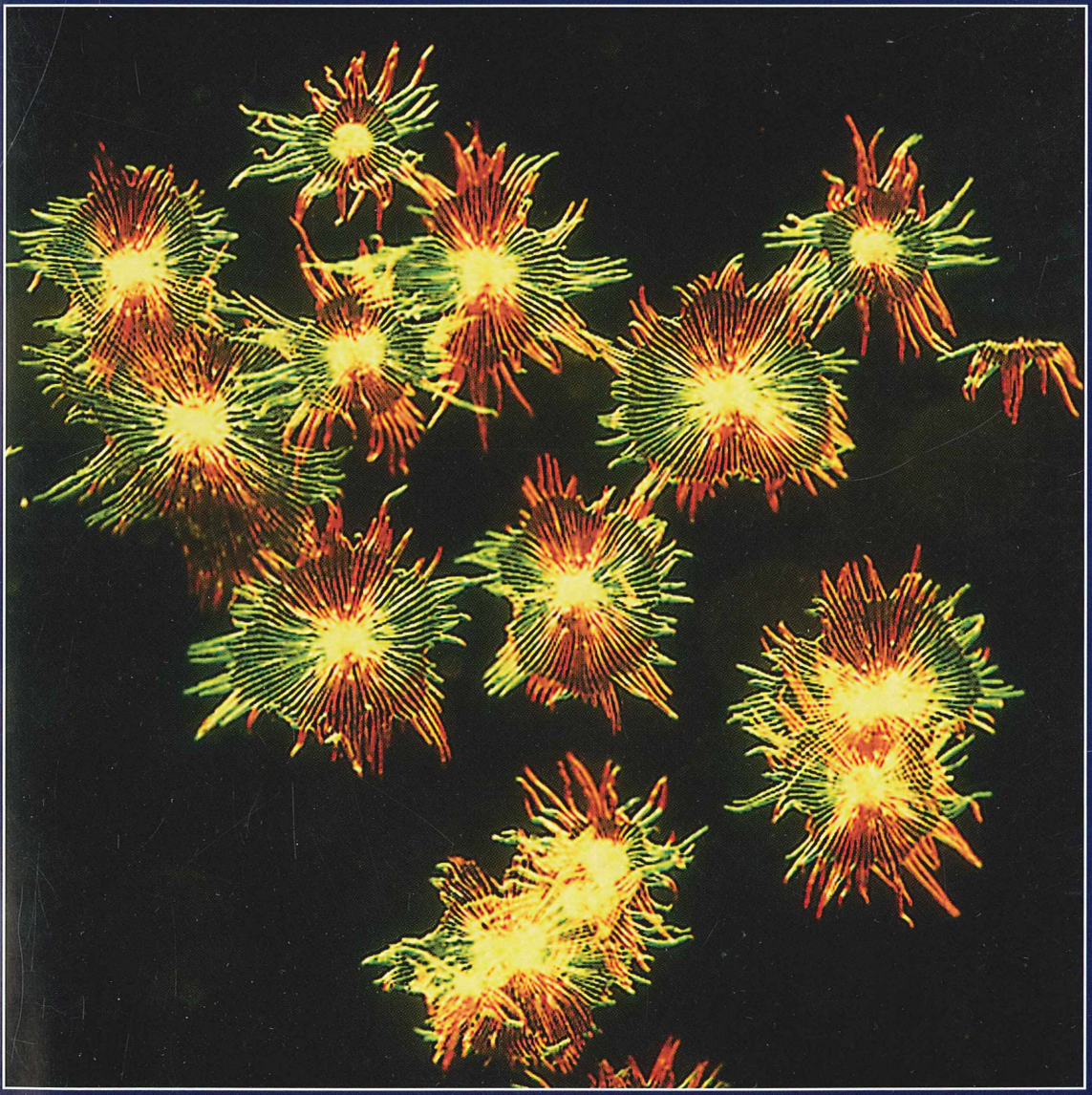
ELSEVIER
URBAN & FISCHER

# MIKROKOSMOS

Heft 6
93. Jahrgang
November 2004

www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



Elektronisch archiviert und frei verfügbar seit 2011 www.biologiezentrum.at


# MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

Mitteilungsorgan für den Arbeitskreis Mikroskopie im Freundeskreis Botanischer Garten Köln, Arbeitskreis Mikroskopie im Naturwissenschaftlichen Verein zu Bremen, 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** Unerwartete blinde Mikropassagiere – *Parasitus*-Milben auf Käfern
*Wolfgang Karg und Udo Karg*

**324** Mikroskopie des Internbaues magmatischer Kristalle
*Robert Sturm*

**331** Alexander Niklitschek – Ein äußerst interessanter Mikroskopiker, Unversalmensch und Fotoschriftsteller
*Jean Rüegger-Deschenaux*

**334** Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* Teil 3: Nahrungsaufschluss mit ungewöhnlichen Facetten
*Doreen Baumberg und Klaus Hausmann*

**341** Stereoskopische Abbildung von Mikrofossilien
*Roger Schallreuter*

**349** Lichtsinnesorgane von Weichtieren
*Siegfried Hoc*

**353** Die Sternhaare der Ölweide – Ein mikrokosmisch-kosmisches Sujet
*Erich Lüthje*

**357** Angepasste innovative Technologie der Malariadiagnostik in Uganda
*Ulrich Gerstner, Stephen Ssekandi, Michael Engl, Christoph Prugger*

**366** Aus der Haut gefahren – Beobachtungen an Exuvien des „Urzeitkrebses“ *Triops longicaudatus*
*Hans-Jürgen Voß*


### Rubriken


**364** Mikro-Ufo

**372** Mikro-Kids

**346, 355** Buchbesprechungen

**347, 371** Nachricht

**356** Kurze Mitteilung

**375** Aus den Arbeitsgemeinschaften

**376** Mikro-Einsteiger

**383** Mikro-Markt


Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
**www.elsevier.de/mikrokosmos** werden mit dem Erscheinen dieses Heftes
zwei Artikel aus dem Band 48 (1959) über Textilmikroskopie 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/Zoological Records

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


*Umschlagabbildung:* Abgeschabte Sternhaare der Ölweide im polarisierten Licht. Siehe Artikel E. Lüthje, S. 353–355.

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


# Unerwartete blinde Mikropassagiere – Parasitus-Milben auf Käfern

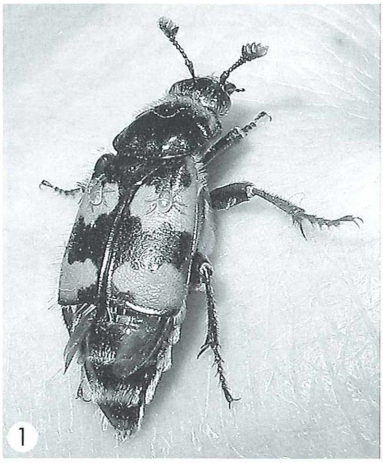
Wolfgang Karg und Udo Karg

**Die schnelle Aufnahme eines bunten Käfers (Totengräber *Necrophorus vespillo*) mit einer Digitalkamera ließ überraschend Milben der Gattung *Parasitus* erkennen, die sich auf den Flügeldecken festgeheftet hatten. Zur genauen Bestimmung der Milben war eine mikroskopische Untersuchung aber unumgänglich, wobei sich die zeichnerische Erfassung der Merkmale als nicht nur hilfreich, sondern notwendig erwies. Die Lebenszyklen von Käfer und Milben verlaufen eng miteinander verknüpft.**

An einem Frühlingsabend im April surrte plötzlich ein kleiner, bunter Käfer durch das offene Fenster, sichtlich angelockt durch das Licht der Tischlampe. Einige Minuten verharrte er bewegungslos auf der Hand, so dass eine Aufnahme mit der gerade bereit liegenden Digitalkamera möglich war.

### Erste Identifizierung

Die genaue Betrachtung der rot-gelben Farbzeichnungen auf den Flügeldecken sowie die rötlichen, knopfartigen Fühlerenden ließen erkennen, dass es sich bei dem Käfer um den Totengräber *Necrophorus vespillo* handelte (Abb. 1). Die Digitalkamera ermöglichte Detailvergrößerungen. Mit Erstaunen stellten wir fest, dass sich auf den Flügeldecken zwei kleine Fluggäste festgeheftet hatten (Abb. 2). Sie wurden vorerst einmal als Vertreter der Gattung *Parasitus* der Cohors Gamasina identifiziert (ovale, flache Körper mit zwei Rückenschilden, relativ lange Beine). Bei einer Körperlänge von 18 mm des Käfers maßen die Milben nur 1 mm.



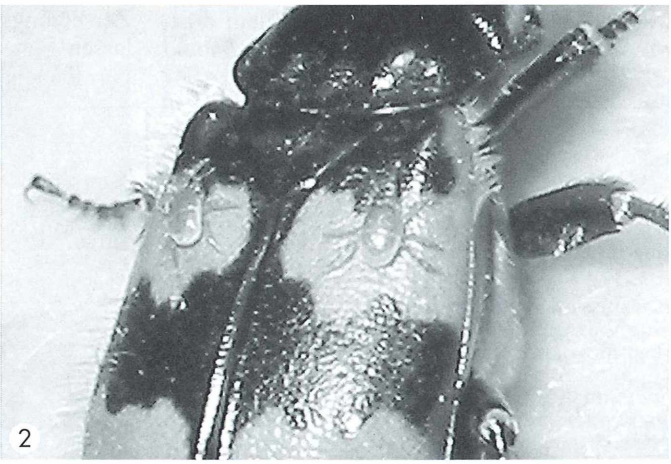




**Abb. 1: Ein Käfer landete auf der Hand, der Totengräber *Necrophorus vespillo*. Körperlänge 18 mm, auf dem Rücken zwei Milben. – Abb. 2: Bei stärkerer Vergrößerung ist zu erkennen, dass es sich bei den Milben um Deutonymphen der Gattung *Parasitus* handelt. Körperlänge 1 mm.**

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

### Genaue Bestimmung

Zur genauen Bestimmung der Milben und zum Erkennen der Merkmale musste das Mikroskop herangezogen werden. Die Tiere wurden in einem Tropfen Milchsäure auf einem Objektträger erwärmt, um den Lichtdurchgang zu ermöglichen. Bei der Bestimmung kam es auf die genaue Erfassung der Figuration der Rückenhaare an. Sie ist für Arten und Gattungen genetisch festgelegt; denn die Haarreihen bilden Reste der stammesgeschichtlich ursprünglichen Körpersegmente. Mit Hilfe einer mikroskopischen Zeichnung verschafften wir uns Klarheit über die diagnostisch wichtigen Rückenstrukturen (Abb. 3). Die Käfermilben erwiesen sich als das zweite Nymphenstadium (Deutonymphe) von *Parasitus coleoptratorum*.

### Transportgemeinschaft

Der Name *Parasitus* zeigt, dass man ursprünglich annahm, die Milben würden als Parasiten den Käfer aussaugen. Das hat sich aber nicht bestätigt. Allerdings ist der Transport durch den Käfer für den Lebensablauf der Milben lebensnotwendig. Es handelt sich um die Erscheinung der so genannten Phoresie (phorein, griechisch = tragen). Die *Parasitus*-Milben leben räuberisch von Fadenwürmern und Fliegenlarven. Ihre Mundwerkzeuge (Cheliceren) sind geeignet, die Körper der Beutetiere aufzureißen und den Körperinhalt aufzusaugen (Abb. 4).
Die Beutetiere vermehren sich vor allem dort, wo sich organisches Material zersetzt. Sobald der Zersetzungsprozess abgeschlossen ist, gibt es für die Raubmilben keine Nahrung mehr. Sie würden absterben. In diesem Zustand entwickeln die Deutonymphen – und nur dieses Stadium – eine so genanntes phoretisches Appetenzverhalten: Obwohl sie völlig blind sind, gelingt es ihnen durch lebhafte, pendelartige Tastbewegungen mit dem ersten Beinpaar die Käfer aufzuspüren, um sie dann zu besteigen (Abb. 5). Mit Hilfe kleiner Haftkissen vermögen sie sich festzuheften (Abb. 6b).
Beim Totengräber bevorzugen die *Parasitus*-Milben die Flügeldecken für ihren Lufttransport. Wir erinnerten uns aber an andere Funde. Da saßen die Käfermilben an der Bauchseite eines Mistkäfers (*Geotrupes silvaticus*) (Abb. 7).

### Spezielle Treffpunkte

Spezielle Biochorien mit sich zersetzenden Substraten werden also zum Treffpunkt von Käfermilben und Fäulnis liebenden Käfern. Die Käfer verfügen an den Fühlern über außerordentlich empfindliche chemische Sinnesorgane. Aus weiter Entfernung sind sie in der Lage, Fäulnissubstrate aufzuspüren. Dadurch sichern sie zugleich auch das Weiterleben der Raubmilben.
Die Käfermilben ihrerseits lassen an den Enden des ersten Beinpaares kolbenförmige Haare erkennen, die als chemische Sinnesorgane fungieren (Abb. 6a). Die Fluggäste verbleiben so lange auf dem Käfer, bis diese Sinnesorgane gleichsam signalisieren: Hier finden intensive Zersetzungsprozesse statt, Transporttier verlassen!

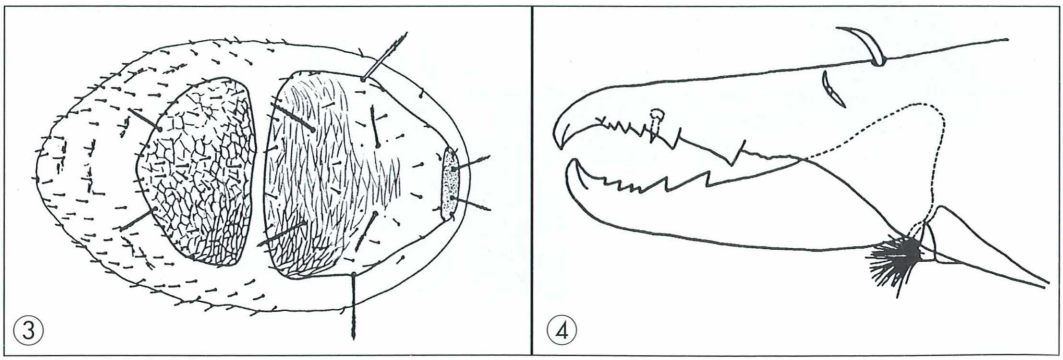



**Abb. 3: Zur genauen Bestimmung der Milben ist eine mikroskopische Untersuchung erforderlich, hilfreich ist dabei eine Zeichnung zum Erfassen der Merkmale. Es handelt sich um *Parasitus coleoptratorum*. – Abb. 4: Chelicere (Mundwerkzeug) von *P. coleoptratorum*.**

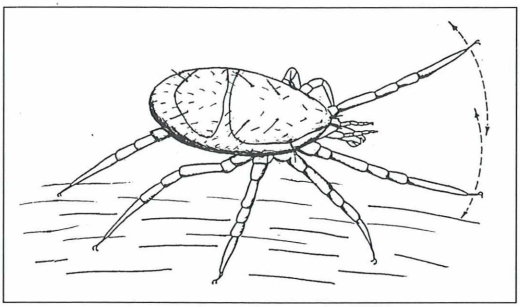


**Abb. 5: Die *Parasitus*-Milben sind blind und orientieren sich durch tastende Pendelbewegungen mit dem ersten Beinpaar.**

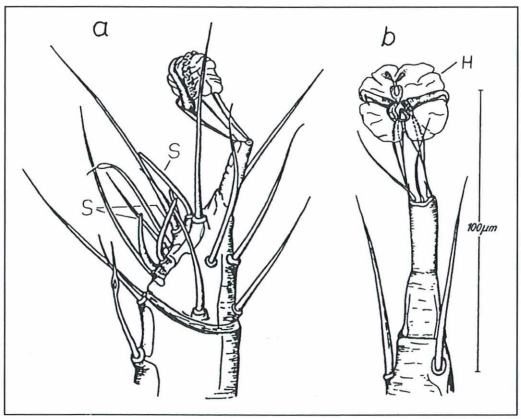



**Abb. 6: Endglieder der Extremitäten von *Parasitus coleoptratorum*. a Erstes Beinpaar mit chemischen Sinnesorganen (S), b übrige Beinpaare mit Haftkissen (H).**

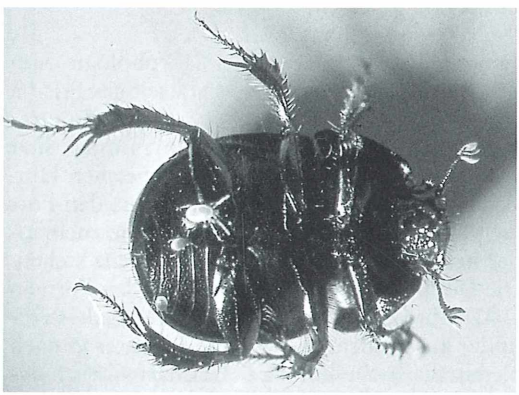


**Abb. 7: Der Mistkäfer *Geotrupes silvaticus* (Körperlänge 18 mm) mit *Parasitus*-Milben auf der Bauchseite.**

## *Lebenszyklen*

Die Totengräberkäfer suchen nach toten Tieren. Diese vergraben sie in den Boden, um in der Nähe ihre Eier abzulegen. Die geschlüpften Larven ernähren sich von dem Aas, ja sie werden anfangs sogar von ihren Eltern gefüttert. An den Kadavern entwickeln sich außerdem auch Larven von Fliegen, die ebenfalls zur Eiablage angelockt wurden, sowie Fäulnis liebende Fadenwürmer. Für die Raubmilben bietet sich also ein reiches Nahrungsangebot.
Der zweite Flugtransporter, der Waldmistkäfer, sucht nach jederlei Dung, nach Aas und faulenden Pflanzen. Er gräbt Gänge in die Erde, die er mit dem sich zersetzenden Substrat füllt, um dann ebenfalls seine Eier dort abzulegen. Auch hier finden die Käfermilben reiche Beute.
Die Deutonymphen häuten sich zu den erwachsenen Tieren, Männchen befruchten die Weibchen, Eier werden abgelegt. Daraus schlüpfen Larven, die sich zu Protonymphen häuten, aus denen dann schließlich wiederum Deutonymphen entstehen. Sie sind es ja, die befähigt sind, bei Nahrungsmangel auf Transporttiere zu steigen.

## *Bedeutung für den Naturhaushalt*

Die Totengräberkäfer beseitigen tote Vögel, Kleinsäuger, Frösche und Insekten. Sie stellen also eine Art Gesundheitspolizei der Natur dar. Die Mistkäfer bringen Dung in den Boden und verbessern damit die Bodenfruchtbarkeit. Aber auch die Mikrotiere, die räuberisch lebenden *Parasitus*-Milben haben eine Bedeutung für das Ökosystem. Sie wirken als Regulatoren im Naturhaushalt, indem sie Übervermehrungen von Fliegen und Fadenwürmern verhindern.

### *Literaturhinweise*

Amann, G.: Kerfe des Waldes. Neumann-Verlag, Radebeul 1964.
Karg, W.: Acari (Acarina) Milben, Parasitiformes (Anactinochaeta) Cohors Gamasina Leach, Raubmilben. Gustav Fischer-Verlag Jena, Stuttgart 1993.
Karg, W.: Raubmilben, nützliche Regulatoren im Naturhaushalt – Lebensweise, Artenbestimmung und Nutzung. Die neue Brehm-Bücherei, Westarp Wissenschaften, Magdeburg 1994.

*Verfasser:* Prof. Dr. Wolfgang Karg, Hohe Kiefer 152, D-14532 Kleinmachnow, und Dipl.-Ing. Udo Karg, Occostr. 4, D-86152 Augsburg

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

# Mikroskopie des Internbaues magmatischer Kristalle

Robert Sturm

**Während der Abkühlungsphase magmatischer Schmelzen kristallisieren neben den Gesteinshauptbestandteilen wie Feldspat, Quarz und Glimmer auch zahlreiche akzessorische Minerale aus. Der Wachstumsverlauf dieser Phasen kann dem Geologen wertvolle Informationen über die Abkühlungsgeschwindigkeit des Magmas sowie dessen Temperatur und chemische Zusammensetzung geben. Das in Bezug auf diese Parameter meist untersuchte Akzessorium stellt das Mineral Zirkon dar, welches je nach Gesteinschemismus unterschiedliche Kristallformen auszubilden vermag. Neben der gesteinsspezifischen Klassifikation seiner äußeren Form bietet Zirkon dem Geologen vor allem bei Einschluss eines älteren Kernes die Möglichkeit zur Rekonstruktion großräumiger geologischer Ereignisse. In diesem Beitrag soll gezeigt werden, wie man durch spezielle Präparationsverfahren einen Einblick in den Internbau von Kristallen gewinnt und wie sich dieser für regionalgeologische Interpretationen nutzen lässt.**

Magmatische Gesteine lassen sich je nachdem, ob sie innerhalb der Erdkruste oder an der Erdoberfläche entstanden sind, in Tiefengesteine (Plutonite) und Ergussgesteine (Vulkanite) untergliedern. Bei den Tiefengesteinen kommt es während eines Gebirgsbildungsprozesses von tieferen Lagen her zum Eindringen von magmatischer Schmelze in höhere Krustenstockwerke (Intrusion). Die so gebildeten Plutone oder Batholite sind je nach dem in der Erdkruste herrschenden Temperaturniveau durch eine zum Teil sehr langsame Abkühlung gekennzeichnet, welche – im Gegensatz zu den Vulkaniten – zur Ausbildung mittel- bis grobkörniger Gesteine führt. Die Kristallisation einzelner Mineralphasen der Plutonite unterliegt einer bestimmten Reihenfolge, das heißt Minerale mit höherem Schmelzpunkt (z.B. Biotit, Feldspat) werden zuerst gebildet, während Minerale mit niedrigerem Schmelzpunkt (z.B. Quarz) am Ende der Reihe stehen. Neben den für Tiefengesteine typischen Hauptmineralbestandteilen Feldspat, Quarz und Glimmer kristallisieren aus dem Magma auch noch zahlreiche, in ihrer Menge untergeordnete Phasen (Akzessorien), welche in erster Linie jene Elemente in ihre Kristallstruktur einbauen, die entweder aufgrund ihrer Ladung oder ihrer Größe eine nur geringe Möglichkeit der Aufnahme in die Hauptmineralphasen besitzen (inkompatible Elemente). Zu derartigen akzessorischen Mineralen zählen unter anderem Zirkon ($ZrSiO_4$), Monzait ($CePO_4$), Xenotim ($YPO_4$) und Titanit ($CaTiSiO_5$).

Eine besondere Bedeutung unter den Akzessorien eines Plutonits hat in der Vergangenheit das Mineral Zirkon erlangt, da man für diese Phase durch experimentelle und empirische Näherungen einen engen Bezug zwischen Kristallform und physikalisch-chemischen Eigenschaften der Ursprungsschmelze nachweisen konnte (z.B. Pupin, 1980; Sturm, 1999).

## Zirkonmorphologie

Generell wird die externe Morphologie von Zirkon durch ein vier- oder achtseitiges Prisma bestimmt, an dessen Enden jeweils eine in ihrer Formgebung variable Doppelpyramide sitzt (Abb. 1 und 2). In kristallographischer Hinsicht ist das Prisma durch eine der beiden Formen {100} oder {110} geprägt, welche zueinander in ständiger Wachstumskonkurrenz stehen. Die Doppelpyramide setzt sich aus den Formen {101} (flache Pyramide) und {211} (steile Pyramide) zusammen, die wie die Prismen je nach physikalisch-chemischer Beschaffenheit des umgebenden Systems einen unterschiedlichen Wachstumsverlauf nehmen. Der Vergleich so genannter Zirkonpopulationen aus bezüglich ihrer Entstehung verschiedenen Tiefengesteinen

konnte nun zeigen, dass zum Beispiel Zirkonkristalle mit vorherrschender steiler Pyramide und größerem {110}-Prisma eher aus Magmen mit hoher Konzentration an Aluminium und Kalium (peralumisch) entstanden sind, während jene Kristalle mit deutlich hervortretender flacher Pyramide und großem {100}-Prisma vornehmlich in Calcium-reichen Magmen (kalkalkalisch) gewachsen sind. Somit wird es dem Geologen ermöglicht, allein durch detailliertes Studium der Zirkontracht zumindest grobe Rückschlüsse auf den Chemismus des ursprünglichen Magmas zu ziehen. Zudem korreliert die Größe der Zirkone, welche durch entsprechende Messungen unter dem Mikroskop festgehalten werden kann, mit der Abkühlungs-

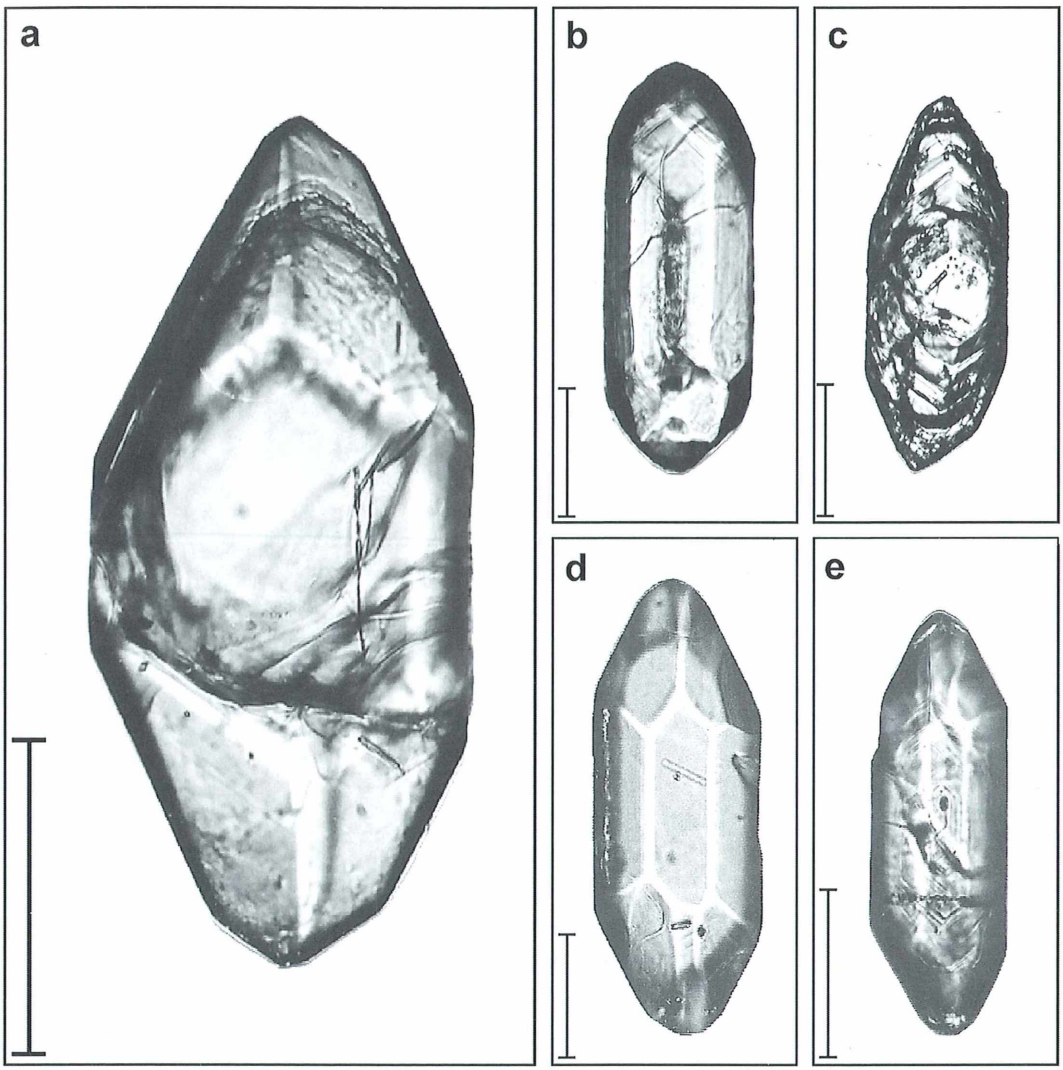



**Abb. 1: Lichtmikroskopische Aufnahmen einzelner aus Perlgneis und Schärdinger Granit (Österreich) separierter Zirkonkristalle. Generell ist die Kristallform (Tracht) durch ein vier- oder achtseitiges Prisma charakterisiert, an dessen Enden jeweils eine Doppelpyramide anschließt. Die Doppelpyramide selbst setzt sich aus flachen Pyramidenflächen der Form {101} und steilen Pyramidenflächen der Form {211} zusammen. Balken: 50 µm.**

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

geschwindigkeit, das heißt große Körner indizieren langsame Abkühlung und umgekehrt. Die in der vorliegenden Studie verwendeten Kristalle wurden aus Gesteinen mit peralumischem Chemismus (Perlgneis, Schärdinger Granit; Österreich) gewonnen.

Neben jener Information, welche der Geologe durch lichtmikroskopische Untersuchungen der äußeren Zirkonform gewinnen kann, können weitere für die regionalgeologische Interpretation wichtige Details aus der Art und Weise des Wachstums einzelner Zirkonkristalle entnommen werden. Um sich den dafür nötigen Einblick in das Kristallinnere verschaffen zu können, sind spezielle Präparationstechniken notwendig. Eine dieser Methoden soll im nächsten Abschnitt anhand ausgewählter Zirkonkristalle beschrieben werden.

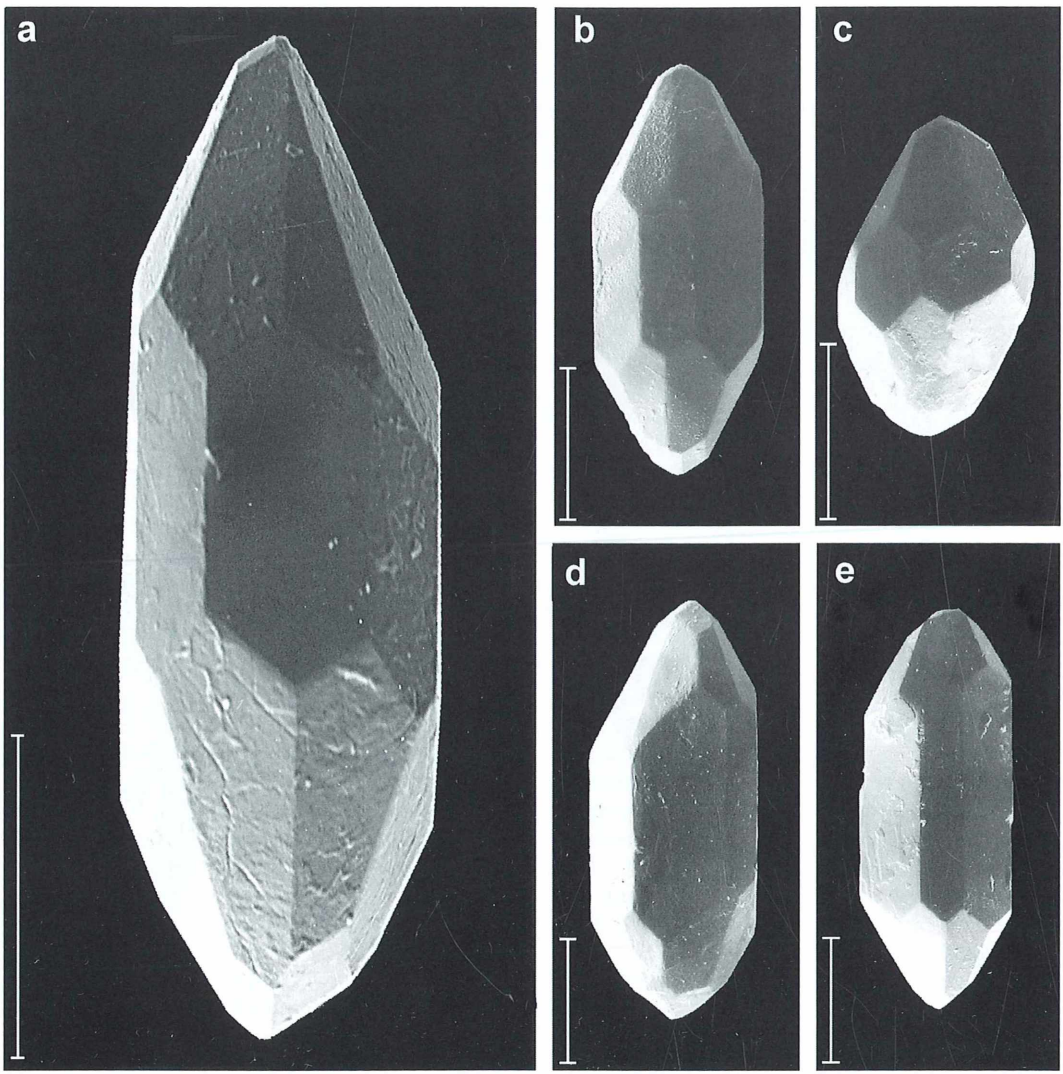



**Abb. 2: Rasterelektronenmikroskopische Aufnahmen ausgewählter Zirkonkristalle aus Perlgneis und Schärdinger Granit. Hier kann eine klare Unterscheidung der einzelnen Kristallflächen vorgenommen werden. Balken: 50 µm.**

© Elsevier

### *Präparation von Zirkonen für Wachstumsuntersuchungen*

Die beste Methode zur Untersuchung des Wachstums von akzessorischem Zirkon besteht wohl darin, den Kristall in der Mitte entlang seiner Längsachse (kristallographische Hauptachse) zu schneiden. Das Prinzip dieser Präparationstechnik ist in Abbildung 3 illustriert. Zu Beginn der Präparation werden aussortierte Zirkonkristalle unter dem Lichtmikroskop auf einem Objektträger aus Glas fixiert. Dabei ist darauf zu achten, dass einerseits die einzelnen Körner zueinander parallel orientiert sind, was durch vorheriges Einritzen einer Hilfslinie garantiert werden kann, und andererseits die Zirkone möglichst auf ihrer größten Prismenfläche zu liegen kommen (Abb. 3a). Die Befestigung der Kristalle erfolgt in der Regel durch Zweikomponentenkleber (Epoxidharz), welcher bei Raumtemperatur eine zähflüssige Konsistenz besitzt, jedoch bei Erwärmung auf etwa 60 °C zu erhärten beginnt. Nach Fixierung der Zirkone auf dem Objektträger wird dieser mit einer 2 bis 3 mm hohen Schicht des Epoxidharzes bedeckt, das anschließend auf einer Heizplatte vollständig zum Erhärten gebracht wird. Nachdem man mit einer Präpariernadel unter dem Mikroskop die Härte des Klebers überprüft hat, erfolgt die Schleifprozedur. Bei dieser wird die Harzschicht unter Verwendung von Siliziumkarbid-Schleifpulver kontinuierlich abgetragen. Der Schleifvorgang kann dabei entweder maschinell oder manuell unter Zuhilfenahme einer Glasschleifplatte durchgeführt werden. Sobald die über den fixierten Kristallen liegende Harzschicht abgetragen worden ist, wird für die weitere Schleifprozedur nur mehr möglichst feinkörniges Pulver verwendet, um ein Herausbrechen größerer Kristallfragmente zu vermeiden. Der Vorgang wird so lange fortgesetzt, bis die Zirkone möglichst genau in der Mitte geschnitten sind (Abb. 3b). Zuletzt wird die Oberfläche noch maschinell mit Hilfe von feinstkörnigen Diamantpasten poliert. Dieser Schritt ist notwendig, um eine verwertbare Darstellung des Kristallwachstums im Elektronenmikroskop gewährleisten zu können. Die Bildverarbeitung erfolgt durch Detektion von rückgestreuten Elektronen (backscattered electron modus). Die Menge der von einer Oberfläche reflektierten Elektronen ist direkt proportional zur Ordnungszahl des beschossenen Elementes (Abb. 3c). Je größer diese ist, desto stärker (heller) erscheint das Signal auf dem Monitor. Ein Wechsel von hellen und dunklen Bereichen, wie er bei Wachstumszonierungen festgestellt werden kann (siehe unten), signalisiert demzufolge auch eine Variablität der Mineralchemie infolge des wechselweisen, vermehrten Einbaus von leichteren und schwereren Elementen in die Kristallstruktur.

### *Beschreibung des Zirkoninternbaues und seine Verwendung für die Rekonstruktion geologischer Ereignisse*

Beispiele von Zirkonen, welche in der oben beschriebenen Art und Weise präpariert und nachfolgend im Elektronenmikroskop fotografiert wurden, sind in der Tafel von Abbildung 4

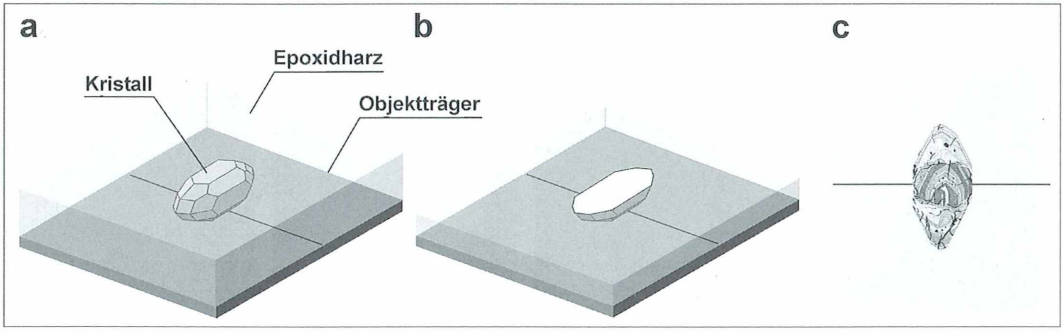



**Abb. 3: Präparationsverfahren zur Untersuchung des Internbaues von Kristallen. a Befestigung einzelner Kristalle auf einem Glasobjektträger und Einbettung in Epoxidharz. b Abschleifen der Körner bis zur Mittelebene. c Politur der Oberfläche und Untersuchung der Kristalle im Elektronenmikroskop.**

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

dargestellt. Alle abgebildeten Kristalle sind durch eine mehr oder weniger deutlich ausgeprägte Wachstumszonierung, das heißt durch eine Abfolge von hellen und dunklen Wachstumsstreifen gekennzeichnet. Diese Wachstumszonen sind Ausdruck für die zeitliche Variation des Magmenchemismus in der unmittelbaren Umgebung des jeweiligen Kornes. Kristallisiert zum Beispiel in direkter Nähe eine Feldspatphase aus, so wird die Schmelze passiv mit schwereren Elementen (Hf, U, Th) angereichert, die in weiterer Folge in Zirkon (und auch andere Akzessorien) eingebaut werden. Dies hat die Bildung eines helleren Wachstumsstreifens zur Folge. Kommt es umgekehrt zur Kristallisation von Biotit oder Amphibol, welche auch schwere Elemente einbauen können, werden diese Elemente in der umgebenden Schmelze passiv abgereichert und die verbliebenen leichteren Elemente vermehrt in die Zirkonphase eingefügt, wodurch dunklere Wachstumsstreifen entstehen. Der Abbildung 4 kann

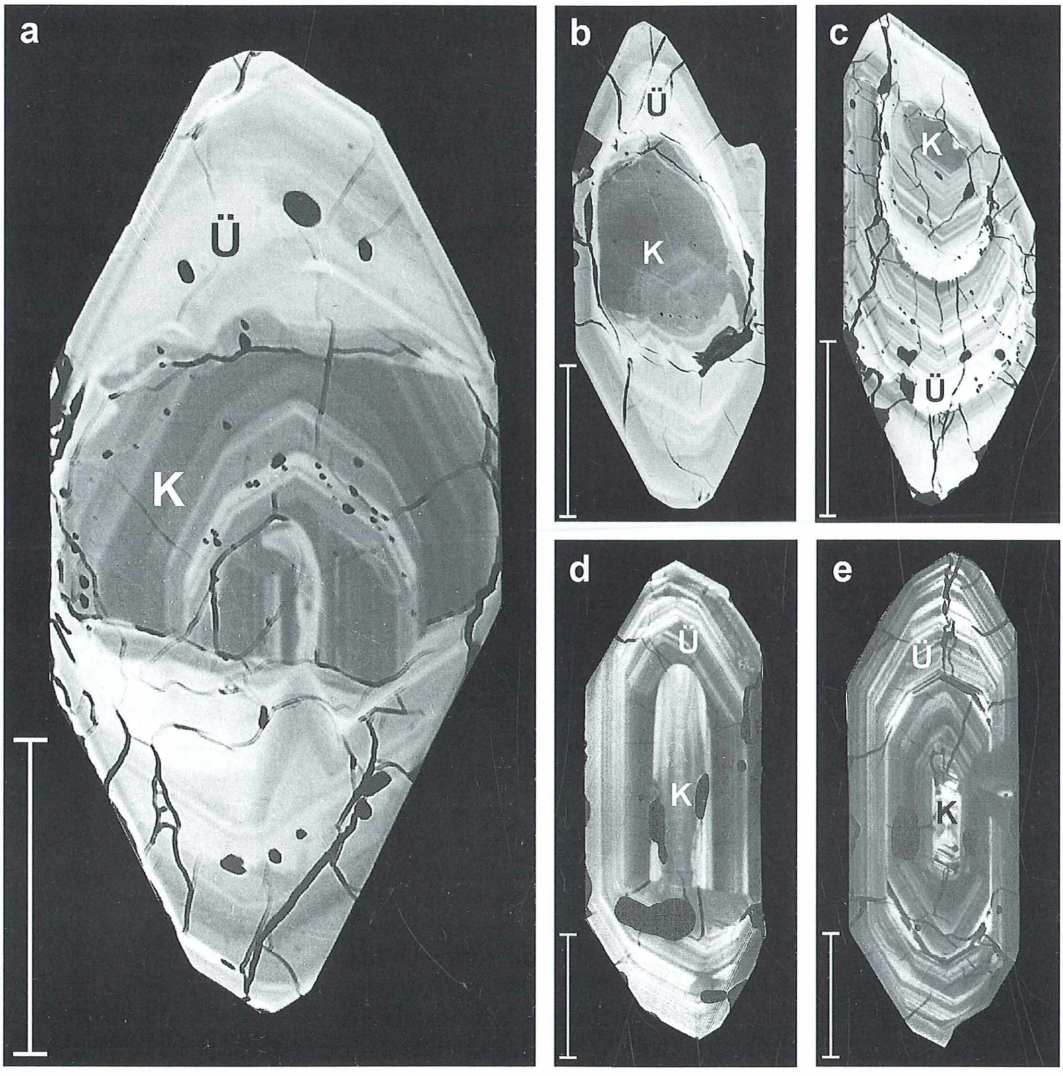



**Abb. 4: Ergebnisse der Kristallpräparation (Balkenlängen 50 µm). Alle gezeigten Zirkone sind zum einen durch eine deutliche Wachstumszonierung, zum anderen durch ihre Zweiphasigkeit, das heißt eine Gliederung in älteren Kern (K) und jüngere Überwachsung (Ü) gekennzeichnet.**

des Weiteren entnommen werden, dass das Verhältnis zwischen steiler und flacher Pyramide, welches sehr leicht durch einen Vergleich der Längen der jeweiligen Schnittgeraden zu bestimmen ist, während des Wachstums nicht konstant bleibt, sondern einer teilweise deutlichen Variation unterliegt. Für peralumische Gesteine wie jene, aus welchen die Zirkone der vorliegenden Arbeit entnommen wurden, wird dabei sehr häufig von innen nach außen eine Verschiebung des Verhältnisses zugunsten der steilen Pyramide registriert, wodurch jene in den Abbildungen 1 und 2 gezeigte externe Morphologie entsteht. Besonders deutlich ist diese ungleichmäßige pyramidale Entwicklung in der unteren Hälfte von Kristall c der Abbildung 4 zu beobachten. Die Abhängigkeit der externen Morphologie von der Wachstumskonkurrenz zwischen Pyramiden und Prismen soll unterstützend in Abbildung 5 verdeutlicht werden. Detailliertere Erläuterungen sind Inhalt einer nachfolgenden Arbeit.

Eine Besonderheit zahlreicher Zirkonkristalle, wie auch jener der vorliegenden Studie, ist ihre so genannte Zweiphasigkeit. Darunter versteht man, dass ein meist älterer Kern von einer häufig jüngeren Zirkonphase überwachsen wird (Abb. 4). Der Kern fungiert dabei gleichsam als Kristallisationskeim. Sofern zwischen Kern und Überwachsung ein signifikanter Altersunterschied besteht (dieser kann laut Datierungen mit der Ionensonde mehr als 1 Milliarde Jahre betragen; Hanchar und Miller, 1993), stellen beide Phasen Indikatoren für unterschiedliche Kristallisationsprozesse dar und können somit zur Interpretation regional-geologischer Ereignisse genutzt werden. Besonders imposant ist der Dualismus zwischen Kern- und Überwachsungsphase bei Kristall a der Abbildung 4 ausgeprägt. Die deutliche chemische Diskrepanz zwischen den Phasen lässt mit hoher Wahrscheinlichkeit darauf schließen, dass der Kern des Zirkons während eines älteren Kristallisationsereignisses gebildet wurde als die Überwachsung.

## *Hypothetischer Ablauf einer Kornentstehung*

Ein hypothetischer Ablauf, welcher letztendlich zur Entstehung des gezeigten Korns geführt hat, ist in Abbildung 6 illustriert. Demzufolge wurde der ursprüngliche, heute noch in Form des Kerns erhalten gebliebene Kristall wahrscheinlich während eines typischen Intrusionsereignisses gebildet, bei welchem durch Subduktion ozeanische Kruste und darauf abgelagertes Sediment aufgeschmolzen wurde

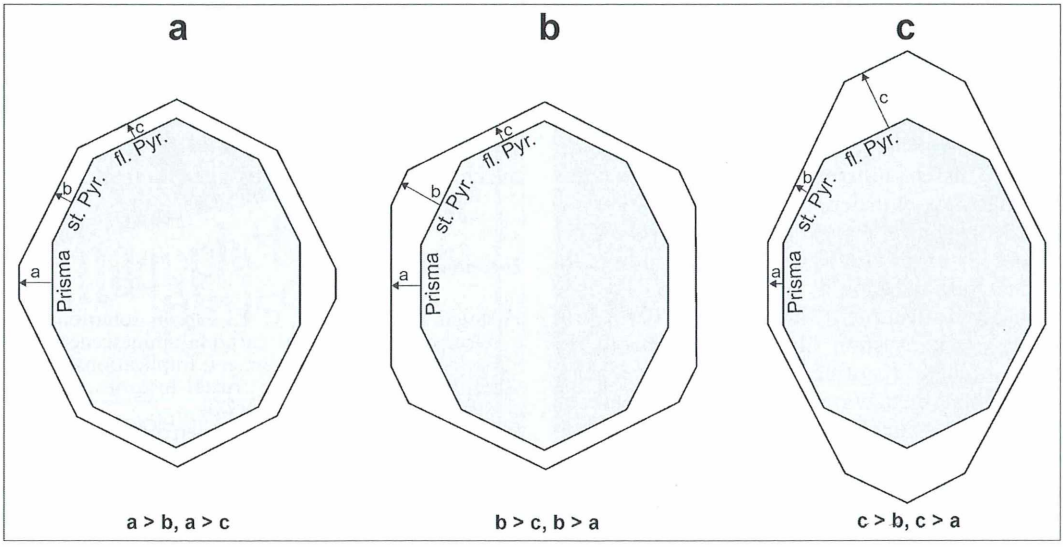



**Abb. 5: Möglichkeiten des Kristallwachstums bei Zirkon. Generell gilt: Je schneller eine Fläche wächst (ausgedrückt durch die Vektoren a, b und c), desto stärker wird sie von konkurrierenden Flächen verdrängt. a Schnelles Wachstum der Prismenfläche. b Schnelles Wachstum der steilen Pyramide. c Schnelles Wachstum der flachen Pyramide.**

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

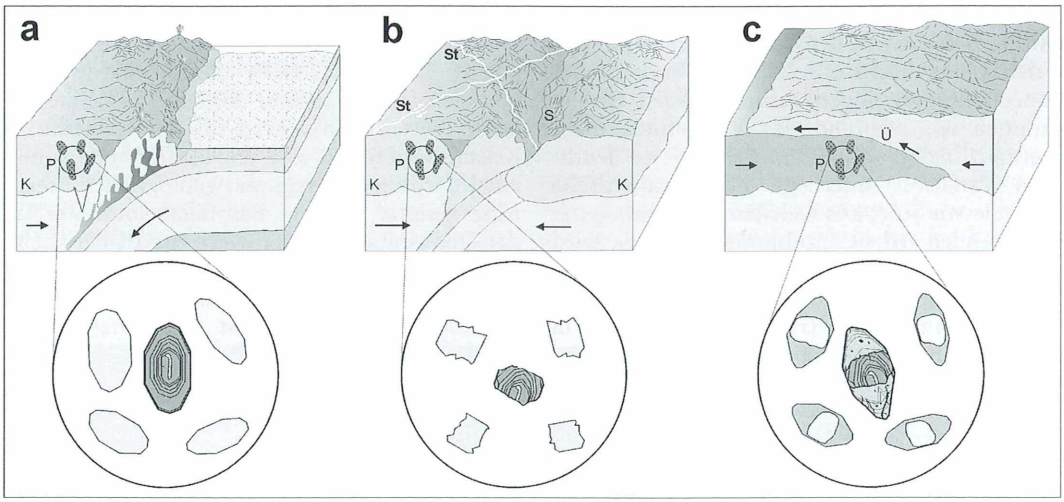



**Abb. 6: Stark vereinfachte Rekonstruktion möglicher Ereignisse, welche in Summe zur Entstehung von Kristall a in Abbildung 4 geführt haben könnten. Abkürzungen: K Kontinentale Kruste, P Plutone, St Störung, S Sutur (Grenzlinie zwischen zwei kollidierten Kontinentalplatten), Ü Überschiebung.**

und danach in kontinentale Kruste eindrang (Abb. 6a). Hier kam es zur Abkühlung und zum damit verbundenen Kristallisationsprozess. Ein nachfolgendes Kollisionereignis zweier Krustenblöcke führte zur Deformation der Platten durch Bildung zahlreicher Störungssysteme, an welchen horizontale oder vertikale Verschiebungen kleinerer krustaler Einheiten stattfanden (Abb. 6b). Von den Deformationsereignissen wurden auch die Intrusionskörper erfasst, was zu Mineralzerbrechungen, -zerkleinerungen und Rekristallisationsereignissen führte. Bei hoher Deformationsintensität wurden auch kleine akzessorische Körner wie Zirkon in Mitleidenschaft gezogen. So sind beim Kristall der Abbildung 4a beide Pyramidenteile abgebrochen. Wurde nach der Kollision eine kontinentale Platte von einem Deckensystem überlagert, unterlag die überschobene Kontinentalkruste einer passiven Versenkung, was eine zum Teil erhebliche Erwärmung zur Folge hatte (Regionalmetamorphose). Ging die metamorphe Erwärmung nun soweit, dass es zur regionalen Aufschmelzung der Kruste kam (Anatexis), konnte die Kristallisation einzelner Mineralphasen wieder einsetzen (Abb. 6c). Ein Resultat dieser Kristallisation stellt wahrscheinlich die Überwachsung des beschriebenen Kristalls dar, sodass schlussendlich die Endform des Kornes möglicherweise einem anatektischen Ereignis zu verdanken ist.

Die gegebenen Erläuterungen sollten zeigen, wie anhand der Analyse relativ einfacher Kristallstrukturen auf komplexe geologische Abläufe geschlossen werden kann. Natürlich sind zur Bestätigung beziehungsweise genaueren Unterteilung der beschriebenen Ereignisse zahlreiche zusätzliche Informationen (z.B. Geochronologie, Geochemie, Petrographie) notwendig, jedoch vermag man mit der hier beschriebenen Methode in vielen Fällen bereits durchaus interessante Aussagen zu treffen.

### *Literaturhinweise*

Hanchar, J. M., Miller, C. F.: Zircon zonation patterns as revealed by cathodoluminescence and backscattered electron images: Implications for interpretation of complex crustal histories. Chemical Geology *110*, 1–13 (1993).

Pupin, J. P.: Zircon and granite petrology. Contributions to Mineralogy and Petrology *73*, 207–220 (1980).

Sturm, R.: Longitudinal and cross section of zircon: a new method for the investigation of morphological evolutional trends. Schweizerische Mineralogisch-Petrographische Mitteilungen *79*, 309–316 (1999).

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

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


# Alexander Niklitschek – Ein äußerst interessanter Mikroskopiker, Universalmensch und Fotoschriftsteller

Jean Rüegger-Deschenaux

**Mit seinem Buch *Mikrophotographie für Jedermann* (Abb. 1) hat Ingenieur Alexander Niklitschek seinerzeit mein Interesse an der Mikrofotografie geweckt.**

Seine Anleitungen für den Selbstbau von Mikroskopierlampe, Kamerastativ mit Schwenkarm und Mikrokamera machten es möglich, mit geringen Investitionen zu gebrauchstüchtigen Geräten zu kommen (Abb. 2 und 3). Ich hatte mir die Sache noch etwas vereinfacht: Anstatt die Mikrokamera selbst zu bauen, hatte ich eine Kästchen-Plattenkamera gekauft (Ihagee-Paff mit Kipp-Spiegel), die in den frühen 40er-Jahren für rund 30 Schweizer Franken zu haben war. Es genügte, die Frontlinse zu entfernen, und fertig war die Mikrokamera. Die Resultate waren verblüffend gut (Abb. 4).

**Abb. 1: Titelblatt von Niklitscheks Buch *Mikrophotographie für Jedermann* (1937).**

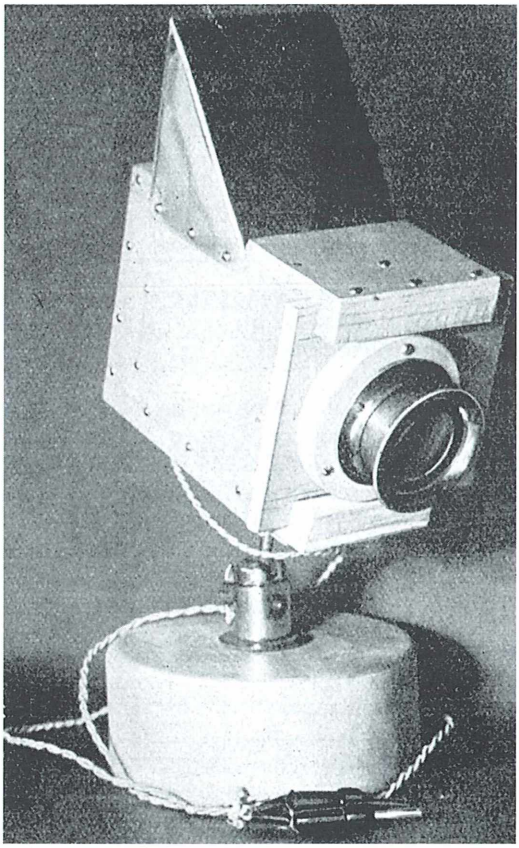


**Abb. 2: Eine selbst hergestellte Mikroskopierlampe. Lupe und Lampenbrett sind verschiebbar, so dass eine Zentrierung von Lupe zu Lampe möglich ist. Als Kollektor dient eine billige Dreifußlupe (aus Niklitschek, 1937).**

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

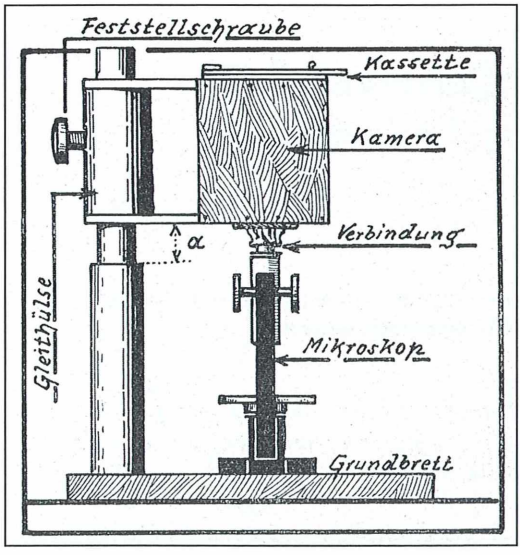



**Abb. 3: Selbstbau-Mikrokamera in senkrechter Anordnung. Die Kamera wird von einer Holzsäule (links) getragen und gleitet an dieser mithilfe einer festklemmbaren Gleithülse. Die Kamera kann ausgeschwenkt werden. Die Verbindung zwischen Kamera und Mikroskop erfolgt durch eine kleine Stoffhülle, die über das Okularende gezogen wird (aus Niklitschek, 1937).**

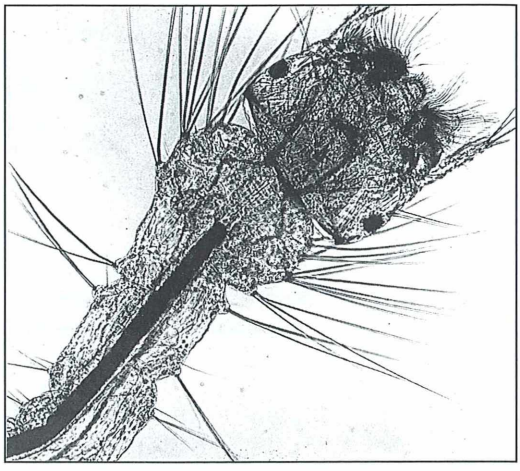


**Abb. 4: Stechmückenlarve (*Culex pipiens*), aufgenommen mit einer Mikrokamera.**

### *Persönliches Interesse an Alexander Niklitschek*

Wer meine Publikationen bei der Royal Microscopical Society Oxford kennt, weiß, dass Alexander Niklitscheks Aussaat bei mir auf fruchtbaren Boden gefallen ist. Soviel zur Erklärung meiner persönlichen Verehrung von Alexander Niklitschek. Der heutigen, jüngeren Generation sagt der Name leider nichts mehr. So schnell vergehen Ruhm, Ansehen und Wertschätzung eines hoch verdienten und interessanten Mannes.

In den letzten Jahren war ich immer mehr daran interessiert, möglichst umfangreiche Informationen über Alexander Niklitschek zu erhalten. Dank der liebenswürdigen Recherchen des Herrn Anton Losert von der Mikroskopischen Gesellschaft Wien ist mein Wunsch in Erfüllung gegangen. Die erhaltenen Informationen sind so interessant, dass ich sie den Lesern des MIKROKOSMOS nicht vorenthalten möchte. Hier sind sie:

**Tabelle 1:** Wichtige Bücher von Alexander Niklitschek.

| Buchtitel | Verlag, Ort | Jahr |
|---|---|---|
| Technik des Lebens | Verlag Scherl, Berlin | 1940 |
| Wunder überall | Verlag Scherl, Berlin | 1938 |
| Wunder in und um uns | Brücken-Verlag, Linz | 1942 |
| Wunder aus Industrie und Technik | Brücken-Verlag, Linz | 1947 |
| Im Zaubergarten der Mathematik | Brücken-Verlag, Linz | 1948 |
| Ausflug ins Sonnensystem | Brücken-Verlag, Linz | 1949 |
| Alltag unter der Lupe | Verlag Waldheim-Eberle | 1948 |
| Helfer im Haushalt | Verlag Waldheim-Eberle | 1949 |
| Sternwarte für Jedermann: Das Berglandbuch | Verlag Salzburg | 1937 |
| Mikroskopie für Alle | Verlag Rudolf Hans Hammer, Wien (in Zusammenarbeit mit Firma C. Reichert für das Kleinmikroskop „Y") | 1948 |

**Tabelle 2:** Bücher von Alexander Niklitschek über Fotografie.

| Buchtitel | Ort | Jahr |
|---|---|---|
| Ratschläge für Amateurphotographen | Wien | 1927, 1930, 1934 |
| Was jeder Knipser basteln kann | Wien | 1932, 1933, 1941 |
| Moderne Stand- und Tankentwicklung | Halle | 1932 |
| Kunstphotographie der Technik | Berlin | 1933 |
| Vom Negativ zum Bild | Halle | 1936, 1937 |
| Fotos veredeln | ? | 1940 |
| Tag und Nacht mit der Kleincamera | München | 1936 |
| Achtung Großaufnahme | Jena | 1937 |
| Mikrophotographie für Jedermann | Stuttgart | 1937 |
| Was eigentlich nicht passieren sollte | Seebruck | 1951 |
| Meine Zimmerpflanzen | Hamburg | 1959 |
| Das Lichtbild des Todes | Wien | ca. 1953 |

**Tabelle 3:** Utopisch-technische Kriminalromane von Alexander Niklitschek ab circa 1950.

| Buchtitel | Verlag, Ort |
|---|---|
| Mord an der Welt | Bärenbücherei, Demokratische Buch und Verlagsgesellschaft, Linz |
| Adam der Zweite | Bärenbücherei, Demokratische Buch und Verlagsgesellschaft, Linz |
| Die Gedankenwaage | Bärenbücherei, Demokratische Buch und Verlagsgesellschaft, Linz |

## *Werdegang von Alexander Niklitschek*

Alexander Niklitschek, geboren 1892 in Kojetin/Mähren, besuchte die Schule in Bielitz und beschäftigte sich bereits als Schüler circa ab 1908 oder 1909 mit Röntgenfotografie. Er absolvierte sein Studium in Wien und übte dann vielfältige Tätigkeiten aus: Beginn der beruflichen Laufbahn im Konstruktionsbüro einer Lokomotivenfabrik, Redakteur einer Automobilzeitschrift, Mitarbeiter der Fotoindustrie in Jena und Dresden. Er starb in Wien 1953.

In der Zwischenkriegszeit war er einer der einflussreichsten Fotojournalisten und bekannter Amateurfotograf. Seine Beschäftigung mit Naturwissenschaft und Technik umfasste nahezu alle Gebiete. Er verfasste zahlreiche Artikel in Fachzeitschriften und populärwissenschaftlichen Veröffentlichungen, die er größtenteils mit eigenen Fotos und Graphiken illustrierte. In den Tabellen 1 bis 3 werden seine wichtigsten Veröffentlichungen aufgelistet, jedoch ohne Anspruch auf Vollständigkeit.


## *Dank*

Mit meinem nochmaligen Dank an Herrn Losert.



*Verfasser:* Jean Rüegger-Deschenaux, Mikroskopische Gesellschaft Zürich, Alte Landstrasse 33, CH-8803 Rüschlikon, Schweiz



euromex
MICROSCOPES HOLLAND

Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer

STEREOMIKROSKOP E-REIHE

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

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

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


# Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: Homalozoon vermiculare Teil 3: Nahrungsaufschluss mit ungewöhnlichen Facetten

Doreen Baumberg und Klaus Hausmann

**Protisten zeigen in Anpassung an ihren Lebensraum und die damit verbundenen Nahrungsressourcen eine große Vielfalt an Möglichkeiten, ihren Energiebedarf zu decken. Räuberische Ciliaten, wie *Homalozoon vermiculare*, ernähren sich meistens von anderen Einzellern, die sie dann als Ganzes verschlingen und in eine einzige Nahrungsvakuole einschließen (Baumberg und Hausmann, 2004). Aufgrund der Größe der Beute gestaltet sich der Verdauungsvorgang etwas anders, als man es beispielsweise von *Paramecium caudatum* kennt.**

Der carnivore Ciliat *Homalozoon vermiculare* immobilisiert, wie in Teil 1 dieser Serie berichtet wurde (Baumberg und Hausmann, 2004), seine Beute mit Hilfe so genannter Toxicysten und verschlingt diese schließlich als Ganzes. Der Futterorganismus kann bei solchen Ciliaten in manchen Fällen genauso groß oder auch größer sein als der Räuber. Ein bekanntes Beispiel hierfür ist auch der räuberische Ciliat *Didinium nasutum*. Selbst wenn die Beute nur halb so groß ist wie *Homalozoon*, sind das bereits enorme Dimensionen. Für einen Menschen würde das im Verhältnis dazu bedeuten, dass er ein ganzes Spanferkel verschlingen müsste – und das am Stück! Ganz abgesehen davon, dass es beim Verschlingen bereits zu ersten Problemen kommen würde, ist die Verdauung von derartig großen Nahrungsmengen sehr schwierig. Man erinnere sich nur an das letzte Weihnachtsessen und an die beiden Gänsekeulen, die tagelang im Magen zu liegen schienen. *Homalozoon* steht vor einem ähnlichen Problem und löst es auf seine Art.

## Verdauung – ein kurzer Überblick

Im Gegensatz zu den vielfältigen Arbeiten über Beuteerwerbs- und Phagocytosevorgänge bei Einzellern ist der intrazelluläre Verdauungsvorgang bisher nur bei *Paramecium caudatum* sehr gut verstanden und detailliert dargestellt worden (Allen und Fok, 2000). Die Verdauungsvakuole (DV = Digestionsvakuole) durchläuft bei *Paramecium* nach der Abschnürung vom Cytostom verschiedene Stadien (I–IV), wobei die Bakterien in der Vakuole nach und nach abgebaut werden (Fok et al., 1982). Zunächst wird der Vakuoleninhalt kondensiert (DV-I) und angesäuert (DV-II). Daran schließt sich die Fusion der Lysosomen mit der Vakuolenmembran an (DV-III) und der Inhalt wird abgebaut (DV-IV). Die unverdaulichen Reste werden in der Regel nach einer Stunde über den Zellafter (= Cytoproct) ins Medium abgegeben. Die Verdauungsvakuole wird während dieses Prozesses auf einem elliptischen Weg entlang der Peripherie des Zellkörpers transportiert, was als Zyklose bezeichnet wird (Sikora, 1981). Ein ähnlicher Verdauungsvorgang wie bei *Paramecium* wurde auch für *Tetrahymena pyriformis* beschrieben. Der Zyklus dauert dabei allerdings 1,5 bis 2 Stunden (Nilsson, 1977, 1979). Im Gegensatz zu den relativ kurzen Verdauungszeiten brauchen algivore Ciliaten wie *Pseudomicrothorax dubius* (Hausmann, 1980, 1982a und b) und *Climacostomum virens* (Fischer-Defoy und Hausmann, 1982) etwa 5 beziehungsweise bis zu 24 Stunden.

Über den Verdauungsvorgang bei räuberischen Ciliaten gibt es kaum Informationen. Bisher finden sich in der Literatur ausschließlich zu *Litonotus lamella* Angaben, die allerdings sehr

widersprüchlich sind. Zum einen wird behauptet, dass sich bei *Litonotus* innerhalb von 10 Minuten die Nahrungsvakuolenmembran auflöst, wodurch nach Meinung der Autoren der Inhalt energiesparender resorbiert werden kann (Verni und Rosati, 1992). Zum anderen wird der Verdauungsprozess in zwei Phasen unterteilt, wobei es in der ersten Phase zur Ansäuerung des Inhaltes kommt und die zweite Phase mit einer Vesikulation der großen Vakuole einher geht (Verni und Gualtieri, 1997). Bei der zweiten Variante ist bei *Litonotus* die Verdauung nach circa einer Stunde abgeschlossen und die unverdauten Reste werden ausgeschieden.

### *Verdauungsprozess bei Homalozoon – Phase I*

Wie bei den carnivoren Ciliaten *Didinium* (Wessenberg und Antipa, 1970) und *Litonotus* (Verni und Rosati, 1992; Verni und Gualtieri, 1997) ist die Nahrung – beispielsweise der Ciliat Colpidium – bei *Homalozoon* kurz nach der Phagocytose in einer großen Vakuole eingeschlossen. Nach Verni und Gualtieri (1997) erfolgt bei *Litonotus* in dieser Vakuole Phase I des Verdauungsprozesses. Während dieses 7–10-minütigen Zeitraums verschmelzen Vesikel mit der Vakuole, woraufhin der pH-Wert im Lumen der Vakuole sinkt. Erst dann setzt die Vesikulation ein. Bei *Homalozoon* vesikuliert die Vakuole in der Regel nach einigen Minuten in viele kleine Vakuolen, die letztendlich den gesamten Zellkörper ausfüllen (Abb. 1 a–e). Derartige Vesikulationsprozesse wurden auch für den Schlinger *Pseudomicrothorax dubius* (Hausmann, 1980) beschrieben. Bei *P. dubius* ist die Nahrungsvakuolen-Vesikulation nach 1–2 Stunden abgeschlossen, wohingegen *Litonotus* und *Homalozoon* nur etwa 20 Minuten benötigen. Bislang waren die Faktoren der Initiation und Triebkräfte dieses Prozesses nicht

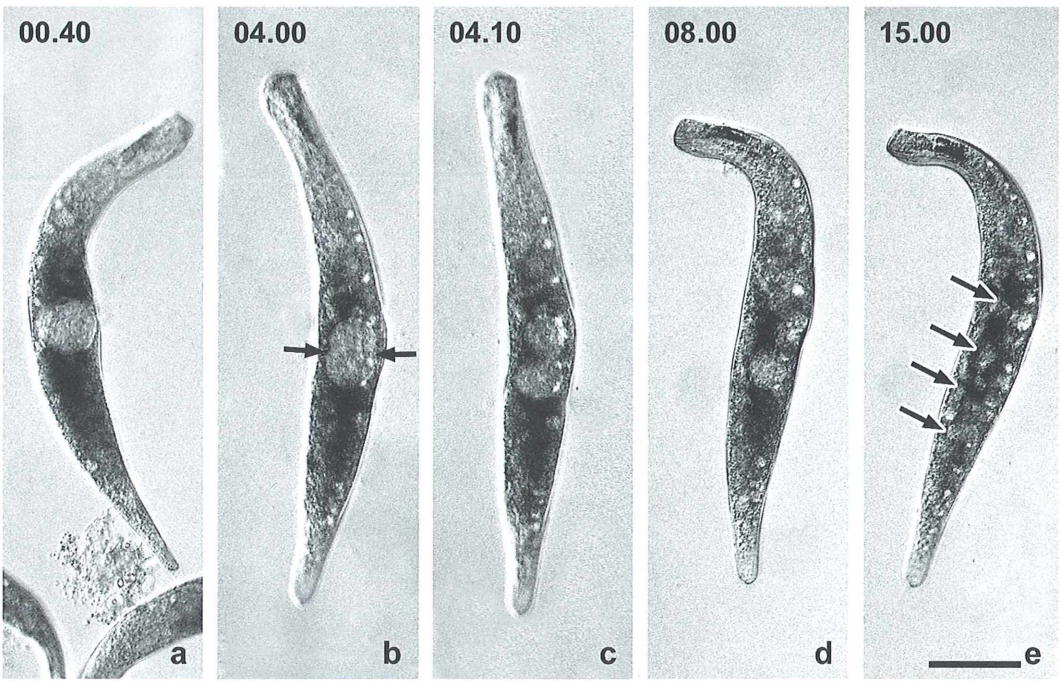



**Abb. 1a–e: *Homalozoon* kurz nach der Ingestion eines *Colpidiums*. Die Zahlen oben links geben die Zeit in Minuten und Sekunden (00.00 = Min.Sek) an, die seit Beginn des Fressvorgangs verstrichen ist. a Nachdem die Pharynxregion durchquert ist, rundet sich die Vakuole ab. b 3–5 Minuten nach der Ingestion nimmt die Vakuole eine leicht ovale Form an; rings um die Mitte der Vakuole wird eine Einschnürung sichtbar (Pfeile). c Die Einschnürung wird schnell tiefer und führt schließlich zu zwei getrennten Vakuolen. d Weitere Vesikulationsprozesse. e Schließlich ist die gesamte Zelle von zahlreichen kleinen Vakuolen (Pfeile) ausgefüllt. Balken = 100 µm.**

Copyright; Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

bekannt. Im Fall von *Homalozoon* können die hier vorliegenden Ergebnisse zumindest einen Hinweis auf die Triebkräfte der Vesikulation geben. Denn ungefähr fünf Minuten nach der Phagocytose konnten in den Zellen ausgeprägte Filamentschichten um die Vakuolen nachgewiesen werden (Abb. 2). Die Mikrofilamente waren dabei nicht gleichmäßig über die Vakuolen verteilt, sondern besonders ausgeprägt in den Einschnürungsbereichen von vesikulierenden Vakuolen zu finden, wo sie eine Dicke von bis zu 2 µm erreichten.

Carnivore Schlinger wie *Homalozoon* oder *Litonotus* können ihre Beute in der Regel nicht in Fragmenten phagocytieren, sondern müssen diese als Ganzes zunächst in eine Vakuole aufnehmen. Eine Verkleinerung dieser großen Vakuole ist insofern sinnvoll, als dass auf diesem Weg die Membranoberfläche insgesamt vergrößert und das Volumen der einzelnen Vakuole verkleinert wird. Würde der Verdauungsprozess in einer einzigen großen Vakuole erfolgen, würde dieser vermutlich sehr viel mehr Zeit und Enzyme beanspruchen. Im Fall von vielen kleinen Vakuolen können die Lysosomen gleichzeitig an einer größeren Fläche ansetzen. Durch die Fusion der Lysosomen mit der Vakuole werden die Verdauungsenzyme übertragen, die in diesem kleinen Volumen effektiver arbeiten können als in einem großen Volumen. Würden sie mit der großen Vakuole verschmelzen, würden die Enzyme stark verdünnt und wären nicht so wirkungsvoll. Insgesamt verkürzt der Vesikulationsprozess also die Verdauungszeit. Zu dem gleichen Schluss kamen auch Verni und Gaultieri (1997) sowie Hausmann (1980) in ihren Studien über *Litonotus* beziehungsweise *Pseudomicrothorax*.

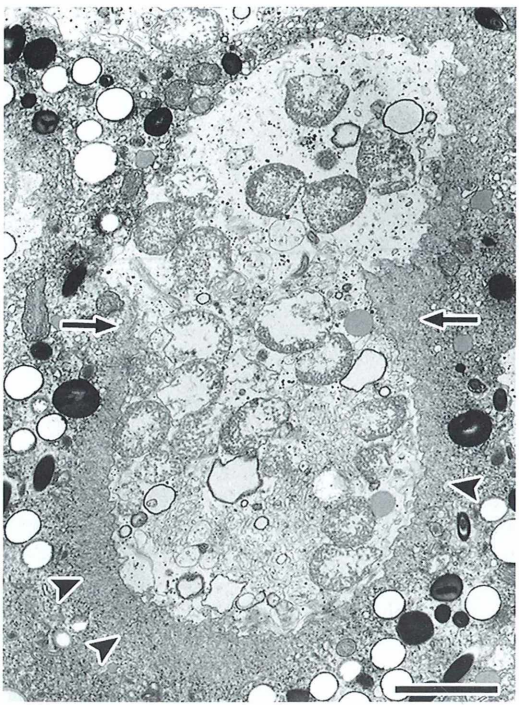


**Abb. 2: Transmissionselektronenmikroskopische (TEM) Aufnahme einer frühen Nahrungsvakuole. In der Mitte der Vakuole ist eine Einschnürung zu sehen (Pfeile), die einen Vesikulationsprozess dokumentiert. Speziell um den unteren Teil der Vakuole ist eine ausgeprägte Filamentschicht zu erkennen (Pfeilköpfe). Balken = 2 µm.**

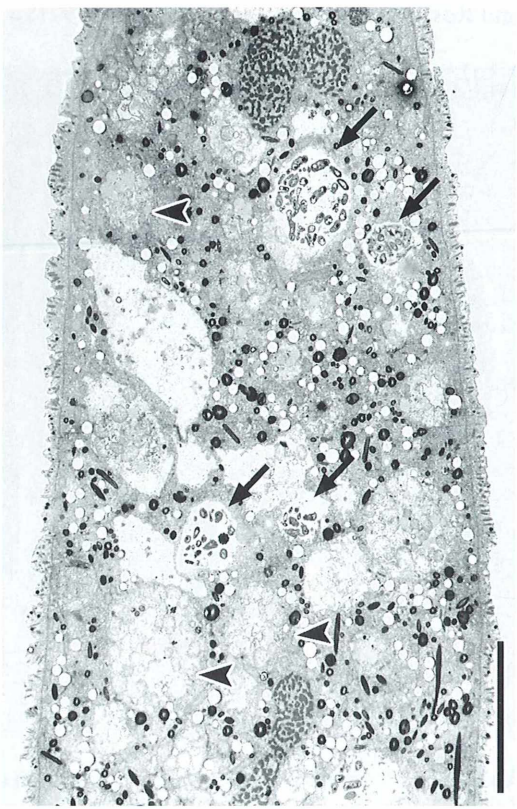


**Abb. 3: TEM-Längsschnitt durch die Mittelregion eines *Homalozoons* 60 Minuten nach der Ingestion eines *Colpidiums*. Einige Vakuolen beinhalten nur Bakterien (Pfeile) oder Mitochondrien (Pfeilköpfe). Balken = 10 µm.**

Bei *Homalozoon vermiculare* ist der Vesikulationsprozess 20–30 Minuten nach der Phagocytose abgeschlossen. Dieser Prozess stellt für *Homalozoon* die Phase I des Verdauungsvorgangs dar. Die aus ihm hervorgehenden Vakuolen haben einen ungefähren Durchmesser von 10 µm und enthalten locker verteilte Beutefragmente. Diese Vakuolen werden hier dem Stadium 1 zugeordnet (Abb. 5 [1]). Wie auch bei *Litonotus* (Verni und Gualtieri, 1997) gehen die bei *Homalozoon* aus dem Vesikulationsprozess hervorgegangenen Vakuolen in eine Phase II des Digestionsprozesses über.

### *Phase II: Kondensation und Ansäuerung*

Im Anschluss oder auch schon während der Vesikulation erfolgt die Kondensation des Vakuoleninhaltes. Damit beginnt die Phase II des Digestionsvorgangs bei *H. vermiculare* und der eigentliche Verdauungsprozess. Die Reduktion des Volumens und somit die Verdichtung des Inhaltes dient dazu, dass die später durch Lysosomen zugegebenen Verdauungsenzyme nicht zu stark verdünnt werden.
In dem Räuber *Litonotus* wurde innerhalb der ersten 7–10 Minuten nach der Phagocytose eine Ansäuerung des Vakuoleninhaltes dokumentiert (Verni und Gualtieri, 1997). Nach der Fusion von etwa 2 µm großen Vesikeln aus der Vorderregion der Zelle mit der Vakuole sinkt der pH-Wert. Nach Ansicht dieser Autoren wird damit ein optimales Milieu für die Verdauungsenzyme geschaffen. Diese Ansammlung von Vesikeln ähnelt morphologisch der parapharyngealen Masse bei *Homalozoon*, die schon früh im Zusammenhang mit der Nahrungsaufnahme diskutiert wurde (Kahl, 1930; Weinreb, 1955; Diller, 1964). Bislang ergaben Untersuchungen besagter Masse jedoch noch keinen Zusammenhang mit den Verdauungsvorgängen in *Homalozoon* (Kuhlmann et al., 1982).
Ob es hier generell zu einer Ansäuerung des Inhaltes kommt, ist noch unklar. Etwa 30 Minuten nach der Phagocytose eines Beutetiers werden im Cytoplasma von *Homalozoon* die ersten Dictyosomen sichtbar. Die Verdauungsvakuolen sind zu diesem Zeitpunkt etwa 6 µm groß und enthalten relativ dicht gepackte Beutefragmente. Aufgrund ihrer Größe und ihres Kondensationsgrades werden die Vakuolen dem Stadium 2 zugeordnet (Abb. 5 [2]).

### *Sortieren der Beutefragmente*

Eine Stunde nach der Fütterung haben einige Vakuolen schon den höchsten Kondensationsgrad erreicht und befinden sich im Stadium 3 (Abb. 5 [3]). Auffällig ist dabei, dass zu diesem Zeitpunkt einige der Vakuolen unterschiedliche Beutefragmente beinhalten. Manche Vakuolen

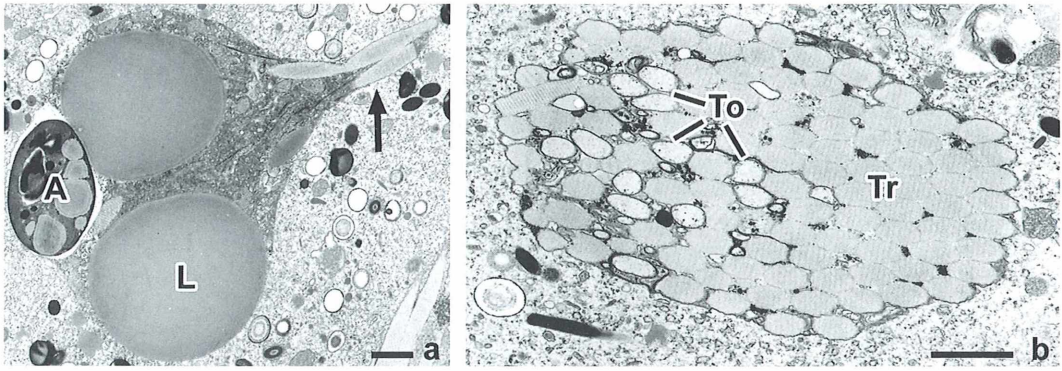



**Abb. 4a und b: Nahrungsvakuolen eines *Homalozoons* 60 Minuten nach der Ingestion eines *Paramecium bursaria*. a Neben zwei großen Lipidtropfen (L), einer Alge (A) sowie einigem anderen Material beinhaltet diese Vakuole Trichocysten (Pfeil), die aus dem Lumen der Vakuole in eine Ausstülpung verlagert werden. b Verdauungsvakuole mit Trichocysten (Tr) und Toxicysten (To). Diese Vakuole ist ausschließlich mit Extrusomen gefüllt, die sowohl vom Räuber als auch von der Beute stammen. Sie sind dicht gepackt und liegen in Reihen nebeneinander, so dass sie hier überwiegend im Querschnitt getroffen wurden. Balken = 1 µm.**

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

umschließen mit Bakterien gefüllte Nahrungsvakuolen des Beutetieres *Colpidium* (Abb. 3, Pfeile), andere enthalten nur Mitochondrien der Beute (Abb. 3, Pfeilköpfe). Besonders deutlich wird dieses Phänomen, wenn *Homalozoon* mit *Paramecium bursaria* gefüttert wurde. Dabei fallen Vakuolen auf, die nur mit Extrusomen gefüllt sind (Abb. 4b). In einer Vakuole sind dann die Trichocysten der Beute sowie die abgeschossenen Toxicysten des Räubers enthalten. Dabei scheint es sich bei *Homalozoon* um einen aktiven Prozess zu handeln, der in der Vakuole enthaltene Beutefragmente voneinander separiert. Nach der Phagocytose bezie-

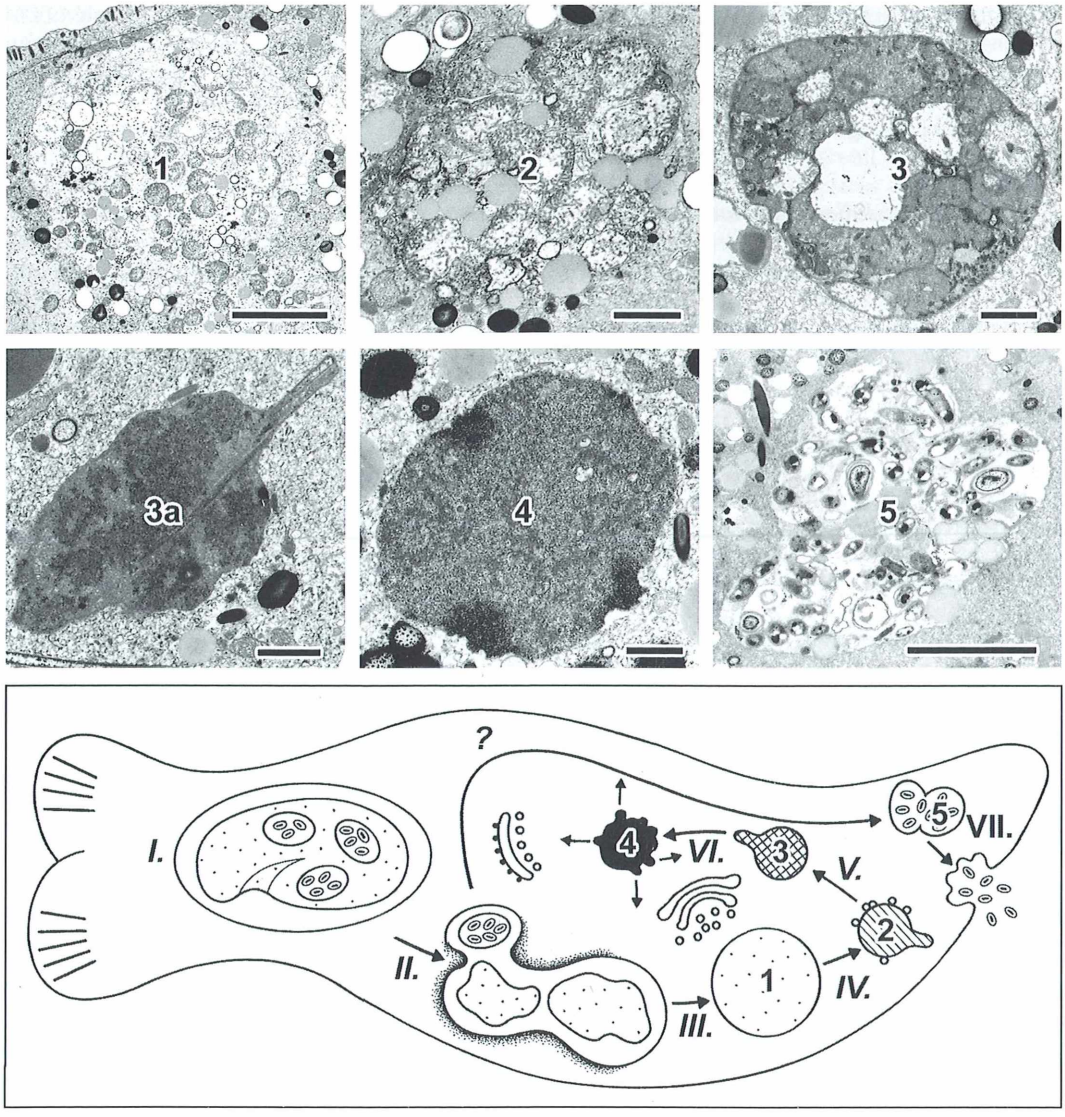



**Abb. 5: Die Bilder 1–5 geben Beispiele für die Vakuolen der Stadien 1–5. In Bild 3a ist ein Segregationsprozess dargestellt. Balken: b und f 5 µm; c–e 1 µm. – Schema: Übersichtszeichnung des Digestions- und Defäkationsvorgangs: I = unmittelbar nach der Ingestion der Beute; II = nach 3–5 Minuten, möglicherweise werden unverdauliche Bestandteile von hier direkt zum Cytoproct befördert (?); III = 20–30 Minuten; IV = 30–60 Minuten; V = 1–1,5 Stunden; VI = 2 Stunden; VII = 4–24 Stunden. Die Vakuolen 1–4 entsprechen den Stadien in Abbildung 5, 1–4.**

hungsweise der Vesikulation waren die Vakuolen zunächst mit einem Gemisch verschiedener Beutefragmente gefüllt. Dann zeigten sich bei einigen Vakuolen Evaginationen, in die hauptsächlich Extrusomen verlagert waren (Abb. 4a, Abb. 5 [3a]). Es ist anzunehmen, dass die Ausstülpungen sich von der Vakuole lösen und daraufhin die separierten Vakuolen mit den segregierten Extrusomen zu einer großen Digestionsvakuole fusionieren. Vakuolen mit einheitlichem Inhalt traten dann rund eine Stunde nach der Phagocytose auf. Eine Erklärung für den Mechanismus und vor allem für den Auslöser dieses Prozesses kann anhand der hier durchgeführten morphologischen Untersuchungen nicht gegeben werden. Dieser als intrazelluläre Segregation bezeichnete Vorgang ist für Ciliaten bislang aber noch nicht beschrieben worden. Bekannt ist dieses Phänomen für den Schleimpilz *Physarum confertum*, wobei der Mechanismus hier ebenso unklar ist wie die physiologische Bedeutung dieses Prozesses (Stockem und Stiemerling, 1976).

### Verdauung des Vakuoleninhaltes

Bei *Homalozoon* können 60 Minuten nach der Ingestion einer Beute in verschiedenen Bereichen der Zelle Ansammlungen von kleinen Vesikeln festgestellt werden. Es liegt nahe, diese Vesikel als Lysosomen zu interpretieren, da zuvor Dictyosomen beobachtet wurden. Zudem findet man nach 1½–2 Stunden die ersten Vakuolen mit abgebauten Beutefragmenten (Abb. 5 [4]). Die Fusion der Lysosomen mit der Vakuole und somit der Transfer von Verdauungsenzymen in das Vakuolenlumen findet bei *Homalozoon* 1–2 Stunden nach der Ingestion eines Beutetiers statt. Zu diesem Zeitpunkt haben die Vakuolen den höchsten Kondensationsgrad und der Segregationsprozess ist in der Regel abgeschlossen. Über die Bedeutung dieses Vorgangs kann man nur Vermutungen anstellen. Vielleicht werden die Bakterienvakuolen (Abb. 5 [5]) von *Colpidium* beziehungsweise Algen von *P. bursaria* frühzeitig vom restlichen Inhalt separiert, um dann direkt ausgeschieden zu werden (Abb. 5, Schema). Diese Vakuolen finden sich nämlich bereits nach etwa vier Stunden in der Caudalregion und ihr Inhalt wird dort exocytiert. Die Frage nach der Separation der Extrusomen kann damit aber nicht zufrieden stellend beantwortet werden. Es wäre energetisch nicht sinnvoll, die Extrusome abzugeben, da sie reich an Proteinen sind und somit eine gute Nahrungsressource verloren gehen würde.

Eine mögliche Erklärung für die Segregation wäre, dass beispielsweise unterschiedliche Populationen von Lysosomen existieren, wie es zum Beispiel für *Tetrahymena thermophila* gezeigt wurde (Kiy und Tiedke, 1991; Tiedke, 2001). Die Populationen weisen unterschiedliche Zusammensetzungen an Hydrolasen auf. Somit könnten die Lysosomen von *Homalozoon* ebenfalls mit verschiedenen Hydrolasen ausgestattet sein, die für den jeweiligen Vakuoleninhalt spezifisch sind. Ein derartiger Mechanismus könnte die Effizienz des Digestionszyklus stark erhöhen. Allerdings ist ein solcher Prozess aufgrund seines vermehrten Regulationsbedarfs schwer vorstellbar. Außerdem spricht die Tatsache dagegen, dass es noch bis zu zwölf Stunden nach der Phagocytose Vakuolen mit unverdautem Inhalt gibt und somit der Zyklus ausgesprochen lange dauert.

Nach zwei Stunden sind die meisten Vakuolen in das Stadium 4 übergegangen, wobei einige dieser Vakuolen kleine Evaginationen aufweisen (Abb. 5 [4]). Sehr wahrscheinlich stehen diese Evaginationen mit der Aufnahme von resorbierbaren Stoffen in Verbindung.

In den folgenden vier bis zwölf Stunden sind im gesamten Cytoplasma Vakuolen verschiedener Verdauungsstadien verteilt. Das entspricht den Beobachtungen von Verni und Gualtieri (1997) an *Litonotus*, wobei hier allerdings bereits nach rund einer Stunde der gesamte Digestionszyklus abgeschlossen ist. Bei beiden Räubern verläuft der Zyklus also nicht auf einer festen Bahn im Cytoplasma, wie es für *Paramecium* in Form der Nahrungsvakuolen-Zyklose beschrieben wurde (Sikora, 1981). Die Verdauung verläuft bei *Litonotus* und *Homalozoon* asynchron und autonom in den einzelnen Vakuolen, die in der gesamten Zelle verteilt liegen.

### Ausscheidung unverdaulicher Reste

Nach vier Stunden erscheinen in der Caudalregion von *Homalozoon* erste Ansammlungen von Vakuolen, die mit Bakterien gefüllt sind, wenn Colpidien gefüttert wurden beziehungsweise Algen enthalten, wenn *Paramecium bursaria* als Futter diente. Mehrere der Vakuolen fusionieren zu einer größeren defäkations-

 Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

kompetenten Vakuole, die dann über Exocytose ihren Inhalt durch den Cytoproct an das Medium abgibt. Diese mit unverdaulichen Substanzen gefüllten Vakuolen werden hier als Stadium 5 bezeichnet (Abb. 5 [5]). Insgesamt werden noch bis zu 24 Stunden nach der Phagocytose Defäkationsprozesse beobachtet.

Damit sind wir am Ende unserer dreiteiligen Serie angekommen, in der versucht wurde, einen Einblick in die räuberische Lebensweise des carnivoren Ciliaten *Homalozoon vermiculare* zu vermitteln. Wir würden uns freuen, wenn unsere Beobachtungen einen Anreiz für vergleichbare Untersuchungen anderer Räuber-Beute-Beziehungen geben.

### Danksagung

Peter Adam, wissenschaftlicher Zeichner unseres Instituts, fertigte dankenswerterweise das Schema in Abbildung 5 an.

### Literaturhinweise

Allen, R. D., Fok, A. K.: Membrane trafficking and processing in *Paramecium*. International Review of Cytology *198*, 277–318 (2000).

Baumberg, D., Hausmann, K.: Fressen und gefressen werden bei Ciliaten – Fallbeispiel *Homalozoon vermiculare*. Teil 1: Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme. Mikrokosmos *93*, 221–226 (2004).

Diller, W. F.: Observations on the morphology and life history of *Homalozoon vermiculare*. Archiv für Protistenkunde *107*, 351–362 (1964).

Fischer-Defoy, D., Hausmann, K.: Ultrastructural characteristics of algal digestion by *Climacostomum virens* (Ciliata) (Ehrenberg) Stein. Zoomorphology *100*, 121–130 (1982).

Fok, A. K., Lee, Y., Allen, R. D.: The correlation of digestive vacuole pH and size with the digestive cycle in *Paramecium caudatum*. Journal of Protozoology *29*, 409–414 (1982).

Hausmann, K.: Zur Digestion bei *Pseudomicrothorax dubius* Mermod (Ciliophora), Nahrungsvakuolen-Vesikulation im Anschluss an die Phagocytose. Zoomorphology *96*, 231–241 (1980).

Hausmann, K.: Der Ciliat *Pseudomicrothorax dubius*: ein Spezialist der Nahrungsaufnahme und Verdauung. I. Phagocytosevorgang und Reusenstruktur. Mikrokosmos *71*, 129–135 (1982a).

Hausmann, K.: Der Ciliat *Pseudomicrothorax dubius*: ein Spezialist der Nahrungsaufnahme und Verdauung. II. Wachstum der Nahrungsvakuole und Verdauung. Mikrokosmos *71*, 193–199 (1982b).

Kahl, A.: Neue und ergänzende Beobachtungen holotricher Infusorien II. Archiv für Protistenkunde *70*, 313–416 (1930).

Kiy, T., Tiedke, A.: Lysosomal enzymes produced by immobilized *Tetrahymena thermophila*. Applied Microbiology and Bioltechnology *35*, 14–18 (1991).

Kuhlmann, S., Walz, B., Hausmann, K.: Characterization of the parapharyngeal mass of the ciliate *Homalozoon vermiculare*. Protoplasma *116*, 209–212 (1982).

Nilsson, J. R.: On food vacuoles in *Tetrahymena pyriformis* GL. Journal of Protozoology *9*, 98–102 (1977).

Nilsson, J. R.: Phagotrophy in *Tetrahymena*. In: Levandowsky, M., Hutner, S. H. (eds.): Biochemistry and physiology of protozoa. Vol. 2, p. 339–379, 2nd edition, Academic Press, New York 1979.

Sikora, J.: Cytoplasmic streaming in *Paramecium*. Protoplasma *109*, 57–77 (1981).

Stockem, W., Stiemerling, R.: Intracellular segregation of endocytotically ingested substances. Cytobiologie *13*, 158–162 (1976).

Tiedke, A.: Biotechnology with protozoa. In: Rehm, H.-J., Reed, G. (eds.): Biotechnology. 2nd edition, Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, Weinheim 2001.

Verni, F., Gualtieri, P.: Digestive process of the raptorial feeder ciliate *Litonotus lamella* (Rabdophora, Litostomatea) visualized by fluorescence microscopy. Micron *28*, 447–451 (1997).

Verni, F., Rosati, G.: A comparativ study of digestion in a raptorial ciliate and in the facultative carnivorous form of a filter feeding ciliate. Tissue and Cell *24*, 443–453 (1992).

Weinreb, S.: *Homalozoon vermiculare* (Stokes): I. Morphology and reproduction. Journal of Protozoology *2*, 59–66 (1955).

Wessenberg, H., Antipa, G.: Capture and ingestion of *Paramecium* by *Didinium nasutum*. Journal of Protozoology *17*, 250–270 (1970).

*Verfasser:* Dipl.-Biol. Doreen Baumberg und Prof. Dr. Klaus Hausmann, Freie Universität Berlin, Institut für Biologie/Zoologie, AG Protozoologie, Königin-Luise-Str. 1–3, D-14195 Berlin

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


# Stereoskopische Abbildung von Mikrofossilien

Roger Schallreuter

**Die beiden Halbbilder einer Stereoaufnahme können verschieden montiert werden, aber nur bei einer Methode kann das Stereopaar sowohl mit als auch ohne Hilfsmittel betrachtet werden. Diese Art der Montage sollte deshalb bevorzugt angewandt werden. In einer Publikation sollte nur eine der möglichen Montagemöglichkeiten Anwendung finden.**

Schon frühzeitig seit Einführung der Fotografie wurden Fossilien stereoskopisch dargestellt, wenn auch nicht gerade häufig. Wann und wo zum ersten Male ein Fossil stereoskopisch abgebildet wurde, ist dem Verfasser (noch) unbekannt, aber schon 1913 veröffentlichte Hudson Stereogramme eines stelleroiden Eleutherozoons. In letzter Zeit finden sich jedoch in entsprechenden Publikationen immer häufiger stereoskopische Darstellungen von Fossilien und insbesondere Mikrofossilien seit Einführung des Rasterelektronenmikroskopes (REM) im Jahre 1967. Das erste REM wurde bereits 1937 von Manfred von Ardenne in Berlin konstruiert und gebaut. Das Konzept ging nach dem Krieg als Reparationsleistung nach England, wo das erste kommerzielle REM aber erst 1965 auf den Markt kam. Die ersten stereoskopischen Aufnahmen mit einem REM wurden jedoch schon 1940 von Manfred von Ardenne publiziert.

Von den meisten Fossilgruppen wurden bereits Stücke stereoskopisch abgebildet, meist mehr oder weniger sporadisch, nur für Ostrakoden (Muschelkrebse) erschien in den Jahren 1974–1998 ein spezieller Stereo-Atlas. Die Präsentationen der Stereobilder sind in den einzelnen Publikationen unterschiedlich, manchmal sogar innerhalb einer Arbeit. Gelegentlich sind die Stereopaare fehlerhaft.

## Montagemöglichkeiten für Stereopaare

Jedes Auge sieht ein Objekt aus einem etwas anderen Winkel, und erst das Gehirn verarbeitet beide Bilder zu einem Raumbild. Diese stereoskopische Parallaxe ist die Grundvoraussetzung für ein Stereopaar: Das Objekt muss beim zweiten Teilbild eines Paares um einen dem Augenwinkel entsprechenden Betrag gekippt werden. Die Kippachse ist die senkrecht zwischen den Augen stehende Achse, die natürlich bei Betrachtung des Stereopaares auch diese Position einnehmen muss.

Am häufigsten werden die beiden Teilbilder eines Stereopaares nebeneinander angeordnet mit senkrecht stehender Kippachse und dem für das rechte Auge bestimmten Teilbild rechts (Abb. 1). Der Abstand der Teilbilder sollte dem mittleren Augenabstand entsprechen (6,5 cm). Zwischen und zum Teil in den einzelnen Publikationen schwankt er jedoch zwischen 4 und über 7 cm. Beim Ostrakoden-Atlas wurden die Bilder in der Regel so montiert, dass die Fernpunkte eines Objektes nicht mehr als 5,5 cm entfernt liegen, wobei dann die Nahpunkte (bei richtiger Kippung) nicht näher als 5 cm liegen (Bate et al., 1976). Dieser Abstand der Teilbilder scheint günstiger zu sein als ein größerer Abstand, nicht nur für die Betrachtung, sondern auch für den verbrauchten Druckraum. Die auf diese Weise montierten Paare können mit einer handelsüblichen Stereolupe betrachtet werden, aber auch ohne eine solche – wie die modernen dreidimensionalen Illusionsbilder aus Kunst und angewandter Computertechnik (z.B. Baccei, 1994).

Wenn die Bilder vertauscht werden, das heißt das für das rechte Auge vorgesehene Teilbild links montiert wird, erscheinen bei obiger Betrachtungsweise die Entfernungen innerhalb der Bilder vertauscht (Abb. 5, rechtes Bildpaar): Der Vordergrund wird zum Hintergrund, der Hintergrund zum Vordergrund, es erfolgt eine Umstülpung des Raumes (Pseudo-Stereoeffekt). Diese Stereopaare können jedoch nach der *Methode der gekreuzten Achsen*

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

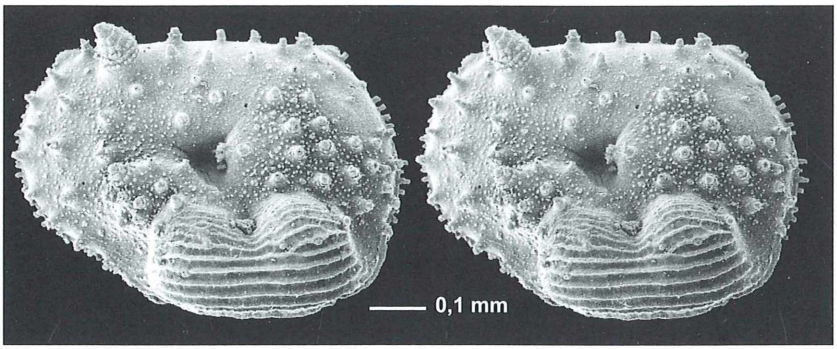



**Abb. 1: Nebeneinander montierte Teilbilder, Kippachse vertikal, das für das rechte Auge bestimmte Teilbild rechts. Betrachtung mit Stereolupe oder mit parallel gestellten Augen (Methode der parallelen Achsen). Objekt: Ostrakode (*Distobolbina tuberculata*, rechte Klappe eines Weibchens, Öjlemyrflintgeschiebe, Ordoviz).**

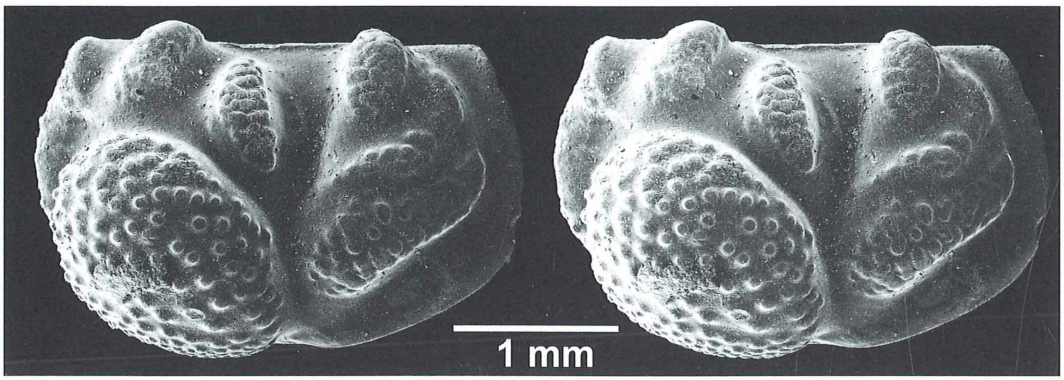



**Abb. 2: Nebeneinander montierte Teilbilder, Kippachse vertikal, das für das rechte Auge bestimmte Teilbild links. Betrachtung mit gekreuzten Augenachsen (Schielmethode). Objekt: Ostrakode (*Nodibeyrichia tuberculata*, linke Klappe eines Weibchens, Beyrichienkalkgeschiebe, Silur).**

(Schielmethode) betrachtet werden (Abb. 2). Dabei spielt der Montageabstand keine Rolle. Die Bilder können auch größer sein als bei der *Methode der parallelen Achsen* (Augen parallel gestellt, wie bei in die Ferne gerichteten Augen). Der Nachteil ist, dass es für Betrachter, die diese Methode nicht beherrschen, keine Hilfsmittel für deren Betrachtung gibt. Sie können nur ohne solche gesehen werden. Helms (1960) beschreibt die Methode folgendermaßen: *Zur Übung hält man einen Bleistift zwischen die beiden Halbbilder und führt ihn langsam in Richtung der Augen, wobei man ständig die Spitze fixiert. Das Stereogramm im Hintergrund verschwimmt allmählich, die Halbbilder erscheinen doppelt, wobei sich zwei von den vier immer stärker überschneiden, bis sie bei einer bestimmten Stellung der Bleistiftspitze zu einem Bild verschmelzen. Jetzt akkommodiert man auf dieses von zwei Nebenbildern umgebene Bild, und es erscheint, ein wenig verkleinert, das Raumbild.*

Eine dritte Möglichkeit der Anordnung der Teilbilder bei vertikaler Kippachse ist untereinander. Ein solches Stereogramm, bei der die Größe der beiden Teilbilder keine Rolle spielt, können aber nur mit einer Prismenbrille betrachtet werden. Mit einer solchen müssen auch nebeneinander montierte Teilbilder mit horizontaler Kippachse betrachtet werden, wobei das Stereogramm aber um 90° gedreht werden muss (Abb. 3A).

Eine weitere Möglichkeit der Anordnung der Teilbilder ist übereinander in Komplementär-

© Elsevier GmbH. Alle

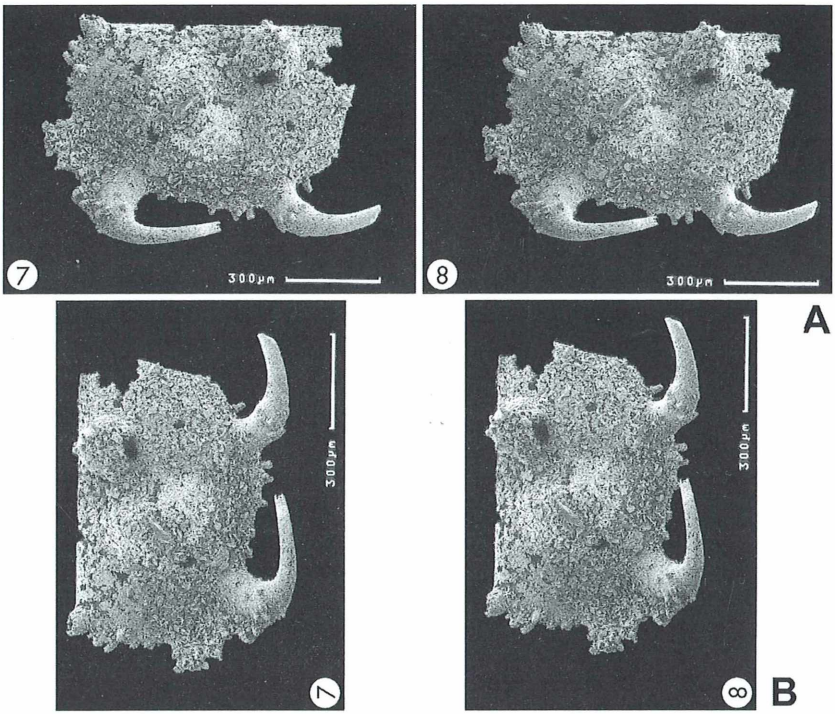




**Abb. 3A: Nebeneinander montierte Teilbilder eines Ostrakoden (*Gortanella regina*, linke, hinten unvollständige Klappe, Oberkarbon, Karnische Alpen) zeigend (Fohrer, 1991: Taf. 2, Abb. 7–8), Kippachse horizontal. Betrachtung mittels Prismenlupe (Stereopaar ist dabei um 90° zu drehen). B: Teilbilder so montiert, dass die Bilder wie in Abb. 1 ohne Lupe betrachtet werden können.**

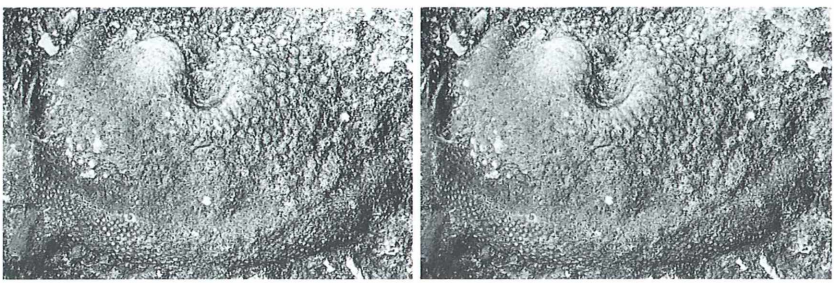


**Abb. 4: Außenabdruck einer linken Klappe eines Ostrakoden (*Vendona cicatriosa, Ahtiella jentzschi*-Konglomerat-Geschiebe, Mittelordoviz, Vastorf bei Lüneburg). Fotografischer Abdruck. Der natürliche Eindruck wurde erreicht durch Vertauschen der beiden Bilder der seitenverkehrten Darstellung des Negativs. Betrachtung wie Abb. 1.**

farben (meist rot-grün oder rot-blau) (Anaglyphendruck). Diese allerdings nur für Schwarz-weiß-Bilder geeigneten Stereogramme müssen mit einer Anaglyphenbrille (meist Rotgrün- oder Rotblaubrille) betrachtet werden.

### *Tricks und Fehler bei der Herstellung von Stereogrammen*

Den Pseudo-Stereoeffekt kann man sich bei Abdrücken zu Nutze machen: Man braucht

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

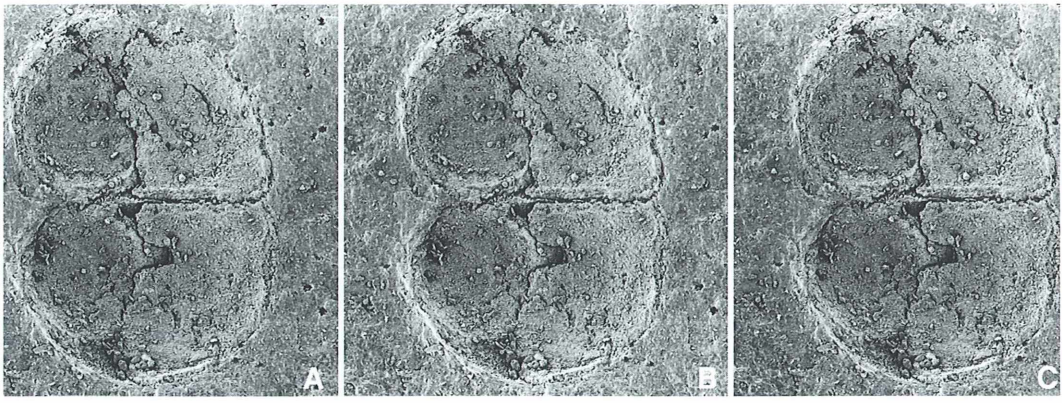



**Abb. 5: Innenseiten eines aufgeklappten Gehäuses eines Ostrakoden (*Jeanlouisella* cf *westfalica*, Llanvirn, Kiesbert, Ebbe-Sattel) (linkes Paar: A/B). Linkes Teilbild auch rechts dargestellt zur Erzeugung eines (seitenverkehrten) Positiveindruckes (allerdings mit vertauschten Kontrasten, rechtes Paar B/C). Betrachtung wie Abb. 1.**

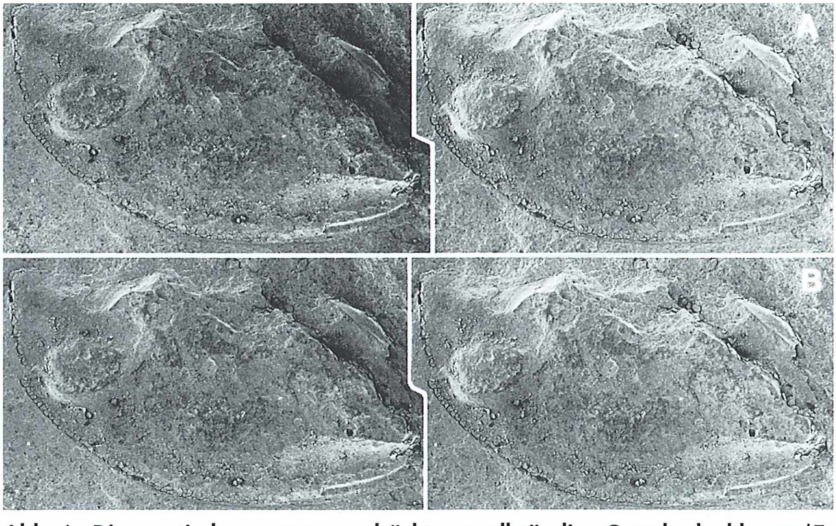



**Abb. 6: Diagenetisch zusammengedrückte unvollständige Ostrakodenklappe (*Eremos bryograptorum*, Tremadoc, Schonen). A überhöhte Kippung (20°), B normale Kippung (10°) (Hinz-Schallreuter 1993: Abb. 18.2–3). Betrachtung wie Abb. 1.**

keinen Abguss herzustellen, sondern durch die falsche Montage erzeugt man durch den Pseudo-Stereoeffekt einen „fotografischen Abguss". Man muss nur das Negativ verwenden und dieses seitenverkehrt betrachten (Abb. 4). Täte man das nicht, würde zum Beispiel bei Ostrakoden aus dem Abdruck einer rechten Klappe eine linke, da man sie praktisch von innen betrachtet. Durch überhängende Teile verdeckte Skulpturen bleiben natürlich verborgen. – Man kann beim Stereopaar eines Abdruckes auch das linke Teilbild als drittes Teilbild rechts montieren und kann dann gleichzeitig nebeneinander Abdruck und Positiveindruck betrachten, letzteren allerdings – da es nicht das Negativ ist, welches eigentlich verwendet werden müsste – seitenverkehrt und mit den falschen Kontrasten (Abb. 5; Nilsson und Bengtson, 1982: Abb. 1D).

Bei der Kippung muss unbedingt darauf geachtet werden, dass die Kippachse entweder genau senkrecht oder horizontal steht. Dies ist offensichtlich bei den Bildern von Hüneke und Reich (2000: Abb. 9A, 12A, 13) nicht der Fall. Nor-

© Elsevier GmbH. Alle


malerweise wird um 10° gekippt. Durch weitere Kippungen kann man weitere Stereopaare erzeugen und gleichzeitig eine ganze Serie von Stereopaaren herstellen, wobei bei den mittleren Teilbildern jedes Teilbild gleichzeitig als rechtes beziehungsweise linkes Teilbild fungiert. Bei diagenetisch und/oder tektonisch zusammengedrückten Stücken kann man durch überhöhte Kippung (über 10°) den Stereoeffekt erhöhen und dadurch den natürlichen Eindruck wiederherstellen (Abb. 6).

In manchen Publikationen wurden zwei gleiche Teilbilder nebeneinander montiert, so dass der Stereoeffekt ausbleibt (z.B. Nicoll, 1990: Taf. 5 Abb. 3b und 4a). Manchmal ist die Kippung zu gering, so dass die Stereowirkung zu gering ist und das Stereobild zu flach erscheint (z.B. Nicoll und Shergold 1991: Taf. 10 Abb. 1). Dies scheint bei zwei Stereopaaren von Mossleitner (2000 auf S. 366 und S. 367 unten) der Fall zu sein. Die beiden Teilbilder eines Stereopaares müssen gleich groß sein, das heißt gleich stark vergrößert werden. Bei dem von Moosleitner (2000: S. 367 oben) abgebildeten Paar ist zum Beispiel das linke Teilbild etwas größer. Bei der Betrachtung hat man daher leichte Schwierigkeiten. Das menschliche Gehirn kann zwar gewisse Unstimmigkeiten verkraften, so dass die Betrachtung möglich ist, man kann aber solche Fehler vermeiden. Beim Rasterelektronenmikroskop sollte daher die Schärfe des Objektes bei der zweiten Aufnahme – wenn es bei der Kippung aus dem Schärfebereich herausgewandert ist – nicht mit der Scharfstellung erfolgen, sondern mittels der Z-Achse sollte das Objekt wieder in den Schärfebereich zurückgefahren werden, weil es sonst größer oder kleiner werden würde, da der Arbeitsabstand durch die Kippung verändert wurde (näher oder weiter von der Polplatte entfernt).

Bei der Montage sollte auch darauf geachtet werden, dass die Objekte der beiden Teilbilder horizontal auf einer Linie liegen und nicht, wie z.B. bei Nicoll (1990: Tafel 6 Abb. 2b und 3, Taf. 9 Abb. 4), verschieden weit von der zur Kippachse senkrechten Horizontalen.

## *Stereoskopische Darstellungen von Fossilien in der Literatur*

Zu den ältesten Stereoaufnahmen von Fossilien gehören solche von makroskopischen Objekten wie Invertebraten (Wirbellose) und Vertebraten (Wirbeltiere). Die ersten (publizierten) lichtmikroskopisch (LM) erzeugten Stereoaufnahmen von Mikrofossilien scheinen die Abbildungen von Conodonten von Branson und Mehl 1933 und Branson 1933 zu sein. Nach Einführung des Rasterelektronenmikroskops (REM) in der Mitte der 60er Jahre stieg dann die Zahl besonders mikropaläontologischer Publikationen mit Stereoaufnahmen sprunghaft an, und inzwischen existieren von den meisten Fossilgruppen stereoskopische Darstellungen (vor 1967 alle lichtmikroskopisch).

In einer Arbeit sollte nur eine Montagemöglichkeit zur Anwendung kommen, am besten die Parallelmethode. Dies ist auch in den meisten Publikationen der Fall, wobei der Abstand der Stereo-Halbbilder in den einzelnen Publikationen unterschiedlich ist. In einigen Publikationen wurde jedoch auch nach der Schielmethode montiert. Schmidt-Effing (1988) beispielsweise bildet mehrere Stereopaare von Radiolarien ab, die meisten nach der Parallelmethode (Abb. 2.1, 3, 4), ein Paar nach der Schielmethode (Abb. 2.2). Auch Vannier bildet 1986 die meisten Paare nach der Parallelmethode ab, einige nach der Schielmethode (Taf. 17, Abb. 1b; Taf. 18, Abb. 3a; Taf. 23, Fig. 5b) und ein Paar (Taf. 20, Abb. 4a) kann nur mit einer Prismenbrille betrachtet werden. Auch Jones (1989) bildet die Paare nach beiden Methoden ab (Parallelmethode: Taf. 3, Abb. 1b; Schielmethode: Taf. 3, Abb. 1a, 6b), bei einigen Paaren sind die Teilbilder identisch (Taf. 1, Abb. 8; Taf. 2, Abb. 1a), bei einigen anderen ist der Kippwinkel zu klein (Taf. 1, Abb. 1a; Taf. 2, Abb. 4b; Taf. 3, Abb. 7). Runnegar und Bentley (1983) bilden ein Paar nach der Parallelmethode (Abb. 6E) und zwei Paare nach der Schielmethode (Abb. 1C, 1D) ab, bei einem Paar (Abb. 4J) sind die beiden Teilbilder identisch. Fohrer (1991) bildet horizontal gekippte Bilder nebeneinander an, so dass sie (um 90° gedreht) nur mit Prismenbrille betrachtet werden können (Abb. 3A).

Ein lichtmikroskopisch erzeugtes, als Anaglyphenbild (rot-grün) abgebildetes Stereopaar einer Radiolarie wurde von Stürmer (1966) abgebildet. Farbige Stereopaare von Fossilien (z.B. Moosleitner, 2000) sind nur lichtoptisch möglich.

## *Schlussfolgerungen*

Da sie dem natürlichen Eindruck am nächsten kommt, sollte die stereoskopische Darstellung

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

von Fossilien verstärkt zur Anwendung kommen. Die Montage der beiden Teilbilder des Stereobildes sollte nach der Parallelmethode erfolgen, da dieses sowohl ohne als auch mit Hilfe einer Stereolupe betrachtet werden kann.

### *Literaturhinweise*


Ardenne, M. von: Stereo-Übermikroskopie mit dem Universal-Elektronenmikroskop. Naturwissenschaften *28*, 248–252 (1940).

Baccei, T.: Das magische Auge 3. ars edition, München 1994.

Branson, E. B.: Conodonts from the Hannibal Formation of Missouri. The University of Missouri Studies *8*, 301–334, 339–343 (1933).

Branson, E. B., Mehl, M. G.: Conodonts from the Buchberg Sandstone and equivalent formations of Missouri. The University of Missouri Studies *8*, 265–299, 335–339 (1933).

Fohrer, B.: Verkieselte Flachwasserostracoden und ihre Begleitfauna und -flora aus dem Oberkarbon der Karnischen Alpen (Nassfeld-Region). Abhandlungen der Geologischen Bundesanstalt *46*, 1–107 (1991).

Helms, J.: Die Stereofotografie im Dienst der Mikropaläontologie. Geologie *9*, 440–455 (1960).

Hinz-Schallreuter, I.: Cambrian ostracods mainly from Baltoscandia and Morocco. Archiv für Geschiebekunde *1*, 369, 370, 385–448 (1993).

Hudson, G. H.: The use of the stereogram in paleobiology. New York State Museum Bulletin *164*, 103–131 (1913).

Hüneke, H., Reich, M.: Muellerisphaerida (incertae sedis) aus kondensierten Karbonaten (Givetium/Frasnium) des Harzes. Neues Jahrbuch für Geologie und Paläontologie Abhandlungen *218*, 201–241 (2000).

Jones, P. J.: Lower Carboniferous ostracoda (Beyrichicopida & Kirkbyocopa) from the Bonaparte Basis, north-western Australia. Bureau of Mineral Resources, Geology and Geophysics Bulletin *228*, 1–97 (1989).

Moosleitner, G.: Stereofotos von Kleinfossilien. Fossilien *17*, 366–370 (2000).

Nicoll, R. S.: The genus *Cordylodus* and a latest Cambrian-earliest Ordovician conodont biostratigraphy at Black Mountain, Georgina Basin, western Queensland, Australia. Bureau of Mineral Resources Journal of Australian Geology & Geophysics *11*, 529–558 (1990).

Nicoll, R. S., Shergold, J. H.: Revised Late Cambrian (pre-Payntonian-Datsonian) conodont biostratigraphy. Bureau of Mineral Resources Journal of Australian Geology & Geophysics *12*, 93–118 (1991).

Nilsson, R., Bengtson, S.: Problematic triactine spicules from the Upper Ordovician of Scania, Sweden. Geologiska Föreningens i Stockholm Förhandlingar *103*, 377–381 (1982).

Runnegar, B., Bentley, C.: Anatomy, ecology and affinities of the Australian early Cambrian bivalve *Pojetaia runnegari* Jell. Journal of Paleontology *57*, 73–92 (1983).

Schmidt-Effing, R.: Eine Radiolarien-Fauna des Famenne (Ober-Devon) aus dem Frankenwald (Bayern). Geologica et Palaeontologica *22*, 33–41 (1988).

Stürmer, W.: Die Mikro-Stereoaufnahme (MSA) in der Paläontologie. Photographische Korrespondenz *102*, 163–167 (1966).

Vannier, J.: Ostracodes Binodicopa de l'Ordovicien (Arenig-Caradoc) Ibero-Armoricain. Palaeontographica A *193*, 77–143 (1986).


*Verfasser:* Roger Schallreuter, Deutsches Archiv für Geschiebeforschung, Institut für Geographie und Geologie, Ernst Moritz Arndt-Universität, Friedrich Ludwig Jahn-Str. 17a, D-17489 Greifswald

# Buchbesprechung

**Kremer, B.: Texte schreiben im Biologiestudium.** Springer Verlag, Stuttgart 2004, 180 Seiten, 24 Abbildungen, 11 Tabellen, broschiert, € 9,95, ISBN 3-540-20443-1.

Das Problem, Texte zu schreiben, stellt sich eigentlich jedem, der schriftlich etwas zu Papier bringen möchte oder muss, seien es nun einfache Berichte, detaillierte Beobachtungen oder gar anspruchsvolle Forschungsergebnisse. Wer nun auf Grund seines Werdegangs oder seiner Ausbildung nicht die Chance gehabt hat, zu erlernen, wie besagte Texte zu schreiben sind, der findet in Bruno Kremers neuem Buch eine kompetente Hilfe, die primär – aber nicht nur – für Biologiestudenten gemeint ist. Jeder MIKROKOSMOS-Leser, der sich nach längerer Überlegung traut, erstmalig ein Manuskript für unsere Zeitschrift zu schreiben, sollte über die aus der Praxis stammenden Hinweise und Anleitungen, welche dieses Buch vermittelt, froh sein. Sicherlich ist es für einen Anfänger nicht so ganz leicht, zwischen den einfachen und den komplizierten Sachverhalten zu unterscheiden, die das Buch behandelt. Einen MIKROKOSMOS-Artikel zu schreiben, ist sicherlich nicht so komplex, wie beispielsweise eine Diplomarbeit zu verfassen. Auf der anderen Seite liefert das vorliegende Buch zahlreiche Hilfestellung bei den vielen kleinen Fragen, die das Schreiben oft schwer machen können. Man sollte dann die durch dieses Buch angebotene Hilfe annehmen.

Klaus Hausmann, Berlin

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


Nachricht

# Bericht über das „Zweite internationale Mikroskopiker-Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien" vom 28. bis 31. Mai 2004 in Unter-Waltersdorf in Niederösterreich

Heuer war das Thema des Mikroskopiker-Pfingsttreffens die Mikropaläontologie. Der Saal und seine Adaptierung fanden bei allen Teilnehmern große Anerkennung (Abb. 1). Die Firma Zeiss stellte die benötigten Binokulare des Typs Stemi DV 4 zur Verfügung, wofür die Mikroskopische Gesellschaft Wien ihren herzlichen Dank zum Ausdruck bringt. Auch möchte ich es nicht versäumen, den Firmen Zeiss und Olympus sowie dem Wiener Volksbildungswerk Freizeit & Kultur für die finanzielle Unterstützung zu danken.

Am ersten Abend zeigte Peter Pavlicek den Vortrag des Prof. Dr. Raimund Below vom Geologischen Institut der Universität Köln, welchen er in eine Beamer fähige Version gebracht hat: *3 Milliarden Jahre Leben auf der Erde, und was blieb davon als geologische Überlieferung*. Dieser Vortrag ist die perfekte Einführung zu dem so umfangreichen Thema der Mikropaläontologie. Wir danken Prof. Dr. Raimund Below für die Erlaubnis, diesen Vortrag bringen zu dürfen.

Nach der offiziellen Begrüßung am Samstag den 29.05.2004 um 9 Uhr durch den Präsidenten der Mikroskopischen Gesellschaft Wien, OStR Prof. Erich Steiner, und einer kurzen Einweisung, durch Peter Pavlicek den Ablauf der Veranstaltung betreffend, fuhren die Teilnehmer in Fahrgemeinschaften zum ersten Exkursionspunkt, dem Nussberg, im Nord-Westen von Wien.

Das herrliche Wetter, wo es doch am Vortag intensiv regnete, ermöglichte eine ungetrübte Sicht über das gesamte Wiener Becken. Der Blick nach Norden zeigte den Teilnehmern den geologisch bedeutsamen Nußdorfer Bruch und die Ausläufer des Ostalpenrandes. Pavlicek erläuterte die geologische Situation und den Werdegang der Landschaft des Ostalpenrandes, des Wiener Beckens und den einstigen Inselcharakter des Leitha Gebirges im Meer der Parathetis zur Zeit des Badeniums. Nach einer Besichtigung des locus typicus der Foraminifere *Amphistegina hauerina* am so genannten Grünen Kreuz konnten die Teilnehmer selbst Originalmaterial mit reichlichem Foraminifereninhalt sammeln und zur Bearbeitung mitnehmen. Zum Auslesen unter den Binokularen wurde den Teilnehmern des Pfingsttreffens gewaschenes und in drei Fraktionen geteiltes Material zur Verfügung gestellt (Abb. 2). Jeder konnte reichlich Material mit nach Hause nehmen. Die einzelnen Foraminiferen wurden in Ausleseschalen, welche die Teilnehmer erhalten hatten, vom restlichen Schmutz getrennt und in die vom Veranstalter bereitgestellten Frankezellen eingeordnet. Als besonderes Mitbringsel erhielt jeder Teilnehmer ein Handteller großes, auf einer Seite poliertes Amphistegienenkalk-Gesteinsstück, in welchem viele Foraminiferen, Schnecken und Muscheln zu sehen sind.

Den Tag beschloss der mit Beamer-Unterstützung gebrachte Vortrag mit dem Titel *Die Foraminiferen*.

**Abb. 1: Mikroskopiker des Pfingsttreffens im mit Zeiss-Binokularen (Stemi DV 4) ausgestatteten Arbeitssaal.**

**Abb. 2: Auslesen von Foraminiferen aus dem Material vom Grünen Kreuz im Wiener Becken.**

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

**Abb. 3: Erklärungen im Kalksteinbruch Blauer Bruch von Kaisersteinbruch. – Abb. 4: Peter Pavlicek demonstriert Handstücke von Amphisteginenkalk aus dem Blauen Bruch.**

Der Inhalt des Vortrages brachte den Teilnehmern das Leben, den Lebensraum, den Habitus, die Unterscheidungsmerkmale und die Fortpflanzung der Foraminiferen näher. Auf allgemeines Verlangen wurde als zusätzlicher Programmpunkt der Film *Das Leben im Wassertropfen*, gedreht und geschnitten von Peter Recher, gezeigt. Der Abend wurde mit intensiver Fachsimpelei, selbstverständlich bei bestem Essen und Trinken, sehr spät beendet.

Am zweiten Tagungstag ging es um 9 Uhr nach Osten in den Blauen Bruch. Dies ist ein stillgelegter Steinbruch auf der Anhöhe des Leitha-Gebirges, an der Straße von Kaisersteinbruch in Richtung Osten nach Winden am See, in welchem Kalkstein für den Straßenbau abgebaut wurde. Heute dient er dem Österreichischen Bundesheer als Übungsgelände. Durch die früher hier stattgefundene Abbautätigkeit wurde sehr schöner Amphisteginenkalk und eine mit fossilem Schutt gefüllte Uferspalte der Parathetis freigelegt (Abb. 3 und 4). In dieser, ehemals im Brandungsbereich des Meeres gelegenen Felsspalte finden sich sehr gut erhaltene Fischzähne, Hautschuppenzähne von Haien und Rochen sowie Ostracoden (Muschelkrebse) der Kreidezeit. Alle Teilnehmer konnten wieder reichlich Material mitnehmen. Nach einer Fahrt über das Leitha-Gebirge nach Osten wurde von einer Anhöhe der Anblick des Neusiedlersees genossen. Selbstverständlich gab es wieder die zum Verständnis der Landschaft notwendigen geologischen Erläuterungen.

Das Mittagessen wurde wieder im Tagungslokal eingenommen und solchermaßen gestärkt wurden im Verlauf des Nachmittages von den Teilnehmern Gesteinsdünnschliffe von Alveolinenkalk aus Klein St. Paul in Kärnten angefertigt. Die aufwändigen Vorarbeiten dazu wurden von Herbert Palme in vorbildlicher Weise durchgeführt. Jeder Teilnehmer konnte bis zu vier Stück bereits angeschliffenes und auf Objektträgern aufgeklebtes und dünn geschnittenes Material fertig schleifen und einbetten. Alle Teilnehmer zeigten großes Geschick und die Ergebnisse sind bemerkenswert.

Am Abend stimmte ein Vortrag von Fritz Posch mit dem Titel *Die Nanofossilien* die Teilnehmer auf das am nächsten Tag zu behandelnde Thema ein und gab die notwendigen Vorausinformationen. Anschließend zeigte OStR Prof. Erich Steiner, einen Beamer unterstützten Vortrag über die *Schönheiten des Mikroskopischen Bildes*. Natürlich fand der Tag wegen der angeregten Diskussionen ein ebenso spätes Ende wie der vorhergegangene.

Der Montagvormittag wurde mit der Präparation der kleinsten Fossilien, den Nanofossilien, zugebracht. Herr Posch hat von der Fundstelle Rohrbach, welche im Burgenland nahe der Stadt Mattersburg liegt, Material mit einer Fülle von Coccolithen ausgegeben. Jeder Teilnehmer konnte eine Reihe von Präparaten anfertigen und natürlich mit nach Hause nehmen.

Am Nachmittag löste sich die Teilnehmergruppe auf und jeder fuhr mit neuen Erkenntnissen und neuen Freundschaften nach Hause. Das 146 Seiten umfassende Skriptum hilft jedem Teilnehmer, die wichtigen fachlichen Informationen jederzeit wieder aufzufrischen. Nicht unerwähnt darf es bleiben, dass die Besitzer des Veranstaltungsortes, Herr und Frau Waitz sowie ihr Personal, sich in bewundernswerter Weise um das leibliche Wohl der Tagungsteilnehmer sorgten. Alle Tagungsteilnehmer forderten eine Weiterführung der Mikroskopiker-Pfingsttreffen. Dieser Bitte wollen wir gerne nachkommen und so sind die Vorbereitungen zum 3. Internationalen Mikroskopiker-Pfingsttreffen der Mikroskopischen Gesellschaft Wien bereits im Gange.

Peter Pavlicek, Vizepräsident der Mikroskopischen Gesellschaft Wien

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


# Lichtsinnesorgane von Weichtieren

Siegfried Hoc

**Fungieren bei Einzellern noch bestimmte Zellorganellen als Lichtrezeptoren, so sind es bei vielzelligen Tieren schon eigene Gewebe oder Organe. Solche Augen sind bei Weichtieren (Mollusca) schon gut entwickelt und insbesondere bei Tintenschnecken sehr leistungsfähige optische Apparate. Der folgende Beitrag soll anhand einiger Beispiele zur mikroskopischen Untersuchung von Molluskenaugen anregen.**

Bei den Weichtieren findet man angefangen von einfachen Grubenaugen bis hin zum hoch entwickelten Linsenauge alle phylogenetischen Entwicklungsstadien dieses Organs. Die Napfschnecke *Patella* hat weit offene Becher- oder Grubenaugen, das Seeohr *Haliotis* besitzt Grubenaugen, die bis auf eine kleine Öffnung geschlossen sind und daher als Lochkamera-Augen bezeichnet werden. Lochkamera-Augen mit einem dioptischen Apparat weist die giftige Kegelschnecke *Trochus* auf. Vollkommen geschlossene Blasenaugen, zum Teil mit einer kugeligen Linse, können viele Monotocardia (Einohrherz-Schnecken) aufweisen, zu denen die Strandschnecke *Littorina littorea* zählt. Auch viele Land- und Süßwasserschnecken werden den Monotocardia zugeordnet, zum Beispiel die Lungenschnecken (Pulmonata) mit der allgemein bekannten Art *Helix pomatia*, der Weinbergschnecke.

Eine vergleichbare Entwicklung zeigen die Tintenschnecken (Kopffüßer, Cephalopoda), allgemein als Tintenfische bezeichnet: Das Perlboot *Nautilus* besitzt noch Grubenaugen (offene Blasenaugen). *Sepia*-Arten und Kalmare haben leistungsfähige Linsenaugen und die Kraken (Octopoda) weisen hoch entwickelte Augen auf, die im Aufbau den Wirbeltieraugen sehr ähnlich sind.

Weniger bekannt sind die Lichtsinnesorgane der Muscheln (Bivalvia). Am ehesten sind es noch die sekundären Augen auf dem Mantelrand der zum Schwimmen befähigten Feilen- und Pilgermuscheln der Familie Limidae und Pectinidae. Aber auch andere Muscheln besitzen kleine Grubenaugen, wie etwa die in Nord- und Ostsee lebende Pfahl- oder Miesmuschel *Mytilus edulis*. Bei diesem Tier findet man sie nach Öffnen der Schalen und unter Lupenvergrößerung in Form eines runden schwarz-braunen Pünktchens am Vorderende.

## Auge der Miesmuschel

Zur Präparation schält man den Muschelkörper aus den beiden Schalen heraus, legt Kiemen und Mundlappen am vorderen Ende des Tieres vorsichtig auseinander und sucht mit einer Lupe das Auge an der Basis des ersten Kiemenfadens. Man merkt sich die Stelle mit dem Pigmentpünktchen und präpariert wie unten angegeben. Ein gelungener Schnitt zeigt im Mikroskop bei etwa 400facher Vergrößerung den Augenbecher aus Pigmentzellen, der von einer Kapsel aus Bindegewebe umgeben ist. Im Idealfall ist auch der von Sinneszellen ableitende Nerv zu erkennen. Der Augenbecher ist mit einer Art Gallerte ausgefüllt, die als dioptischer Apparat gedeutet wird (Abb. 1). Mit Hilfe einer Ölimmersion lassen sich auch die Sinneszellen ausmachen. Über die Funktion dieses Auges wird noch gerätselt, da es ja unter Kiemen und Mundlappen verborgen liegt.

## Auge der Pilgermuschel

Dagegen sind die 60 Augen auf dem Mantelrand der Pilgermuschel *Pecten maximus* auch ohne Lupe deutlich zu erkennen. Es sind Blasenaugen. Die Rezeptorzellen sind in einem distalen (vorderen) und einem proximalen (zentralen) Lager von Zellen eingebettet, die eine Art Netzhaut (Retina) bilden. Zwischen der proximalen Retina und der umhüllenden Pigmentschicht liegt eine reflektierende Argentea aus vielen Lagen von Guanin-Kristallen (Abb. 2).

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

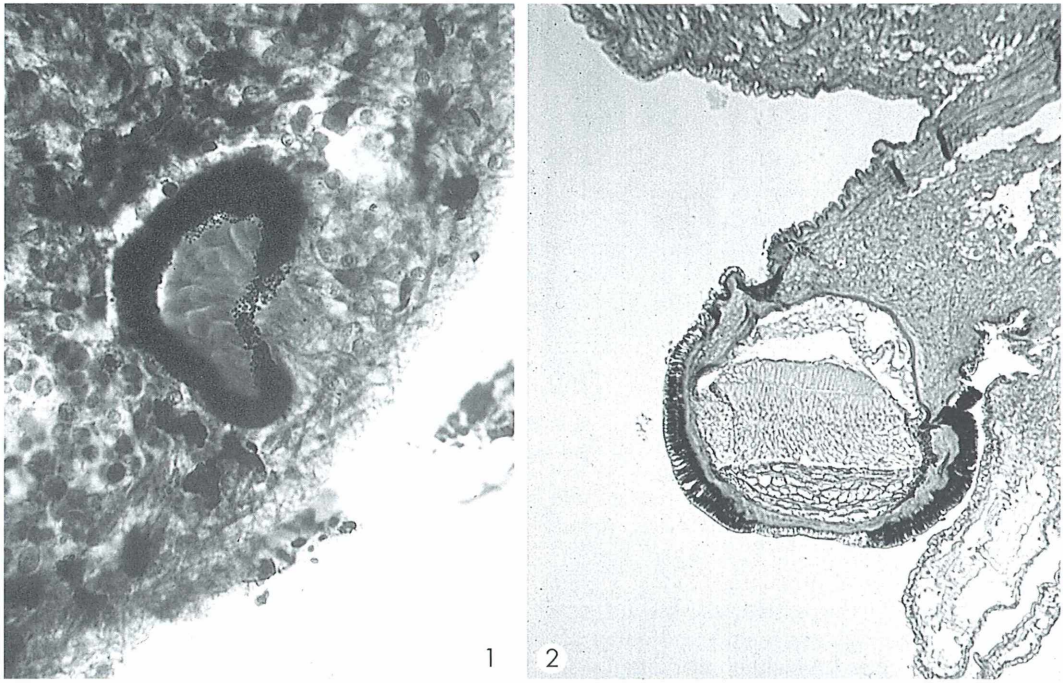



**Abb. 1: Auge der Miesmuschel. Hämatoxylin-Eosin-Färbung, Vergr. 200fach. – Abb. 2: Auge der Pilgermuschel. Giemsa-Färbung, Vergr. 200fach.**

### *Auge der Weinbergschnecke*

Die hinteren, größeren Fühler (Ommatophoren) einer abgetöteten Weinbergschnecke werden abgeschnitten und präpariert. Es handelt sich um ein von Pigmentzellen umgebenes Blasenauge mit innen liegender Linse. Die Augenblase ist von der aus zirkulär verlaufenden Bindegewebsfasern bestehenden Kapsel umgeben, die auch den Sehnerv umhüllt. Die Wand der Augenblase besteht aus einer dünnen, distalen, so genannten Pellucida interna, deren annähernd prismatische Zellen pigmentfrei sind. Proximal folgt die Netzhaut (Retina), aufgebaut aus den eigentlichen Sehzellen und den Stützzellen. Sie umschließt die Linse bis auf die Hornhaut (Cornea). Auch der ableitende Sehnerv ist in der Regel in einem der Längsschnitte durch das Auge getroffen (Abb. 3).

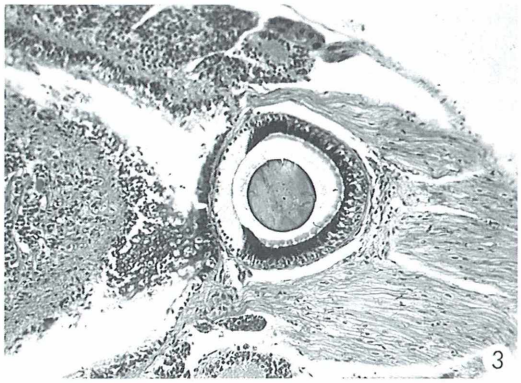



**Abb. 3: Auge der Weinbergschnecke. Hämatoxylin-Eosin-Färbung, Vergr. 200fach.**

### *Auge der Sepia*

Bei Kopffüßern kommen vier verschiedene Augentypen vor. Der einfachste Typ ist das Lochkamera-Auge von *Nautilus*. Die Arten der Gattungen *Illex* und *Todarodes* (Pfeilkalmare, Ommatostrephidae), die im Atlantik und im Mittelmeer leben, besitzen so genannte oegopside Augen, bei denen die vordere Augenkammer offen ist, so dass das Meerwasser die Linse erreicht. Myopside Augen weisen die Kalmare (Teuthoidea) auf. Bei ihnen ist die Hornhaut (Cornea) ganz oder

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

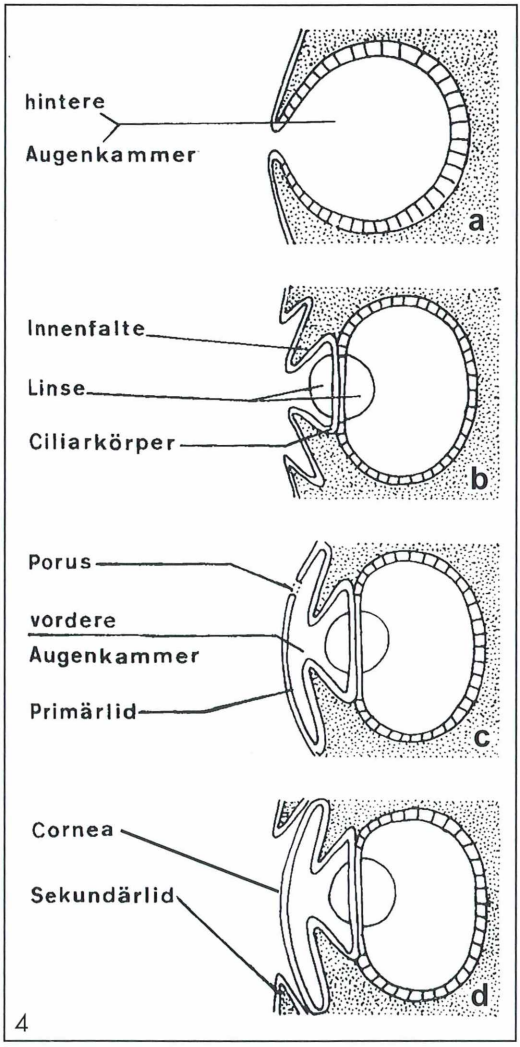




**Abb. 4: Augentypen der Kopffüßer. a Lochkamera-Auge, b oegopsides Auge, c myopsides Auge, d myopsides Auge mit Sekundärlid (aus Götting, 1974).**

bis auf einen Porus geschlossen, die vordere Augenkammer ist nämlich durch eine zweite Ringfalte, das Primärlid, abgeschlossen. Die Kraken (Octopoda) und die Arten der Ordnung Sepioidae, zu denen die bekannte *Sepia officinalis* zählt, haben die höchstentwickelten Augen unter den Kopffüßern. Bei ihnen schließt sich noch eine dritte Ringfalte (Sekundärlid) um das Auge (Abb. 4). Die Pupille ist bei pelagischen Arten rund, bei *Octopus* (Krake) und *Ozaena* (Moschuskrake) rechteckig und bei *Sepia* W-förmig.

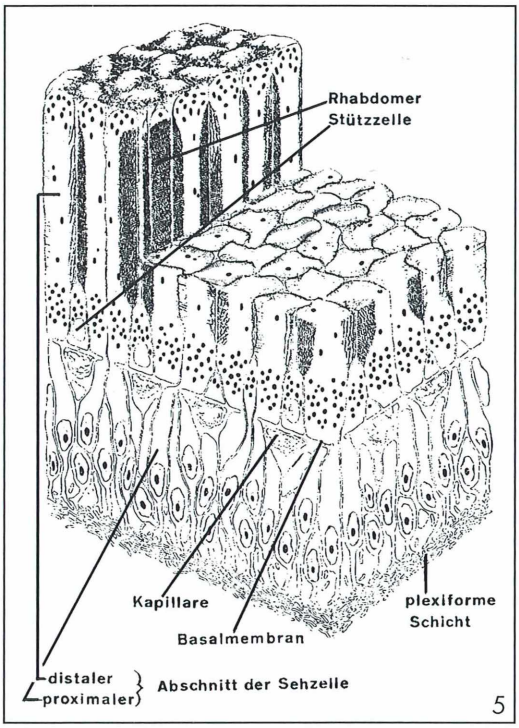



**Abb. 5: Dreidimensionale Rekonstruktion der Netzhaut eines Kraken-Auges (aus Götting, 1974).**

Die meisten der heute lebenden Kopffüßer haben Augen, die mit Pupille, Linse und Glaskörper ausgerüstet sind, und die bei einigen Arten, etwa bei dem Riesenkalmar *Architeuthis* bis 40 cm Durchmesser erreichen. Sie repräsentieren neben den Wirbeltieraugen die höchstentwickelten Lichtsinnesorgane, unterscheiden sich in ihrer Konstruktion von diesen Augen aber grundsätzlich darin, dass sie als Hauteinstülpungen entstehen und daher die Stäbchen der Rezeptorzellen in der Netzhaut dem Licht zuwenden (everser Augentyp). In der Rezeptordichte übertreffen sie aber die Augen vieler Wirbeltiere.

Am interessantesten ist die Histologie der Retina. Jede Netzhautzelle besteht aus einem langen, distalen Abschnitt mit Rhabdomeren (Stäbchen) und Pigment, und aus einem kurzen, proximalen Teil mit dem Zellkern (Abb. 5 und 6). Abgegrenzt sind diese beiden Strukturen durch eine Basalmembran, die von den Retina-Zellen siebartig durchbrochen wird. Zwischen den distalen Abschnitten befinden sich Stützzellen. Jede der im Querschnitt etwa vier-

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

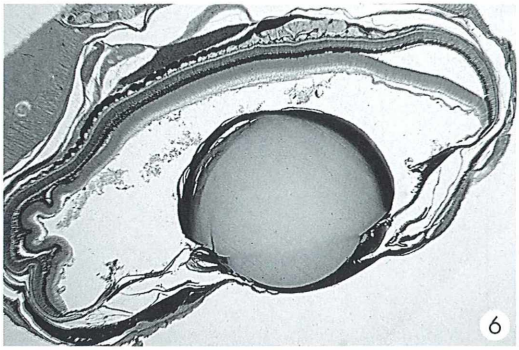



**Abb. 6: Linsennauge einer *Sepia*. Azan-Färbung (Azokarmin B-Anilinblau-Orange G), Vergr. 25fach.**

eckigen Sehzellen besitzt zwei Rhabdomere, die diagonal durch Pigmente getrennt sind. Je vier in einem Quadrat aneinander stoßende Sehzellen enthalten daher vier aneinander stoßende Rhabdomere, die zusammen ein viereckiges Rhabdom bilden. Die proximalen Abschnitte der Sehzellen enthalten lamelläre Strukturen aus fünfschichtigen Membranen und entsenden Fortsätze in die so genannte plexiforme Schicht. Jede Sehzelle entsendet mehrere Nervenausläufer (Axone) in die plexiforme Schicht; sie durchdringen diese und ziehen gebündelt weiter zum Lobus opticus des Zentralnervensystems. So ausgerüstet können die Tiere nicht nur Einzelheiten der Formen unterscheiden, sondern auch Farben und polarisiertes Licht.

## *Hinweise zur Präparation*

Lebende Mollusken sollten grundsätzlich in einer Kohlendioxid-Atmosphäre abgetötet werden. Im Wasser lebende Arten können schmerzlos erstickt werden, indem durch Einleiten des $CO_2$-Gases das Wasser damit gesättigt wird. Schneller geht eine Betäubung durch Injektion einer Succinylchlorid-Lösung (500 mg in 100 ml Wasser lösen und mit Salzsäure auf einen pH-Wert von 7,0 einstellen). Kopffüßer sollten tot auf einem Fischmarkt erworben werden. Sofern sie bereits auf Eis gelegen haben, muss der Kopf mit den Augen sofort fixiert werden, nachdem die Tentakel abgetrennt sind. Miesmuschel-Körper werden in toto fixiert. Bei den Pilger- und Herzmuscheln wird der Mantelrand mit den Augen abgetrennt und fixiert. Von der Weinbergschnecke wird der Kopfteil mit den Augen tragenden Fühlern abgeschnitten und fixiert. Eine geeignete Fixierungsflüssigkeit ist das Gemisch nach Bouin (1 ml Eisessig, 5 ml Formol 40%ig, 15 ml konzentrierte, wässerige Pikrinsäure-Lösung).

Nach Auswaschen in destilliertem Wasser wird über Alkoholstufen entwässert und in Paraffin eingebettet. Die auf Objektträger aufgeklebten Mikrotom-Schnitte können nach Giemsa gefärbt werden. Dazu wird eine Original-Giemsa-Lösung mit destilliertem Wasser verdünnt (1 ml auf 50 ml dest. Wasser). Die Färbedauer beträgt bis etwa sechs Stunden. Danach differenzieren und entwässern (jeweils 10 Minuten): 19 ml Aceton + 1 ml Xylol, 7 ml Aceton + 3 ml Xylol, 3 ml Aceton + 7 ml Xylol, reines Xylol, Terpineol. Der Einschluss erfolgt in neutralem Kanadabalsam, Caedax, Euparal oder Numount.

## *Literaturhinweise*

Baecker, R.: Die Histologie der Weinbergschnecke. Mikroskopie für Naturfreunde 7, 193–201 (1929).

Deckart, M.: Die „Augen" niederer Tiere: Einfache Organe der Lichtwahrnehmung. Mikrokosmos 53, 33–38 (1964).

Götting, K.-J.: Malakozoologie. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1974.

Janssen, H. H.: Ein Auge im Dunkeln. Mikrokosmos 71, 275–277 (1982).

Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Bd. I: Wirbellose, 1. Teil. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1969.

Kükenthal, W. (Hrsg.): Handbuch der Zoologie, 5. Band. Walter de Gruyter Verlag, Berlin 1925.

Piechocki, R.: Makroskopische Präparationstechnik, Teil II: Wirbellose. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1985.

Streble, H.: Auge eines jungen Gepfriemten Zwergkalmars *(Alloteuthis subulata)*. Mikrokosmos 66, 63–64 (1977).

Die Mikroaufnahmen stellte Josef Häckl, Brucker Straße 16 A, D-82275 Emmering, her.

*Verfasser:* Dipl.-Biologe Siegfried Hoc, Mikrobiologische Vereinigung München e.V., Donaustraße 1a, D-82140 Olching.

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

# MIKROKOSMOS

Zeitschrift für Mikroskopie

Herausgegeben von
Klaus Hausmann (Berlin)

93. Jahrgang 2004

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

**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 2004.
**Lieferkonditionen (2004):** Band 93 (1 Band mit 6 Ausgaben)
**Abopreise* (2004):**

| Land | Bandpreis | Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten | Einzelheft |
|---|---|---|---|
| D, A, CH# | 72,00 EUR | 45,00 EUR | 15,00 EUR |

# Deutschland, Österreich, Schweiz

*Die Preisangaben sind unverbindliche Preisempfehlungen. Preisänderungen müssen wir uns vorbehalten. Alle Preise verstehen sich inklusive Versandkosten und exklusive Umsatzsteuer. Bei der Rechnungsstellung wird Umsatzsteuer gemäß der zum Rechnungszeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden gebeten ihre Umsatzsteuernummer anzugeben.
Der Verlag behält sich das Recht vor, Zusatzbände im Abonnementzeitraum zu publizieren. Erscheinende Supplement-Bände zu einzelnen Zeitschriften sind in den genannten Preisen enthalten.
**Kündigung von Abonnements:** Abonnements laufen jeweils für ein Kalenderjahr und werden unbefristet bis auf Widerruf 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: DEUTDE8E
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

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



## *Verfasserverzeichnis*

**Baumberg, D., Hausmann, K.:** Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* – Teil 1: Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme 221
**Baumberg, D., Hausmann, K.:** Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* – Teil 2: Kannibalismus oder doch nur ein Zufall? 295
**Baumberg, D., Hausmann, K.:** Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel *Homalozoon vermiculare* – Teil 3: Nahrungsaufschluss mit ungewöhnlichen Facetten 334
**Brief, J.:** *Biomyxa vagans* – Leidys „kurioser Rhizopode" 193
**Brief, J.:** *Trichodina* auf *Eudiaptomus* – Ein „Hüpferling" mit Läusen 279

**Drews, R.:** Durchblick – Einblick 249

**Engl, M., Prugger, C., Gerstner, U., Ssekandi, S.:** Angepasste innovative Technologie der Malariadiagnostik in Uganda 357

**Fokin, S. I.:** Professor Otto Bütschli und seine russischen Schüler 91

**Gerstner, U., Ssekandi, S., Engl, M., Prugger, C.:** Angepasste innovative Technologie der Malariadiagnostik in Uganda 357
**Göke, G.:** Endlich- und Unendlichobjektive an Mikroskopen 37
**Göke, G.:** Schöne und seltene Diatomeen. 7. Fundstellen fossiler mariner Diatomeen im Neogen Europas 237
**Günkel, N. G.:** Sherlock Holmes – Ein unsterblicher Mikroskopiker? 283
**Günzl, H.:** Die Geburt der Spitzschlammschnecke – Eine Untersuchung mit neuartigem Objektträger 108

**Hartmann, L.:** Mikro-Kids: Mikroskope machen Kleines groß 59
**Hartmann, L.:** Mikro-Kids: Die Zähne des Löwen 111
**Hartmann, L.:** Mikro-Kids: Die Seerose 184
**Hartmann, L.:** Mikro-Kids: Tauchfahrt in einen Wassertropfen – Teil 1: Fang eines Wasserflohs 245
**Hartmann, L.:** Mikro-Kids: Es brennt! 309
**Hartmann, L.:** Mikro-Kids: Tauchfahrt in einen Wassertropfen – Teil 2: Pantoffeltiere & Co. 372
**Hasenpusch, W., Zaiß, T.:** Schalen der Riesenmuscheln 205
**Häusler, M.:** Jahresringschronologie eines Birnbaums 307
**Hausmann, K.:** Sand: Quarz in Körnchengröße 212
**Hausmann, K., Baumberg, D.:** Räuberische Lebensweise bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* – Teil 1: Nahrungserwerb und Nahrungsaufnahme 221
**Hausmann, K., Baumberg, D.:** Räuberische Lebensweisen bei Ciliaten – Fallbeispiel: *Homalozoon vermiculare* – Teil 2: Kannibalismus oder doch nur ein Zufall? 295
**Hausmann, K., Baumberg, D.:** Räuberische Lebensweisen bei Ciliaten – Fallbeispiel *Homalozoon vermiculare* – Teil 3: Nahrungsaufschluss mit ungewöhnlichen Facetten 334
**Hausmann, K., Wiegreffe, C.:** Eugleniden – Morphologie und Evolution 135
**Hausmann, K., Zahrt, G.:** Kleines ABC der digitalen Aufnahme- und Wiedergabetechnik – Erläuterungen von Abkürzungen und Definitionen von Fachbegriffen 101
**Henkel, K., Nötzel, R.:** Adaption einer einfachen Digitalkamera an ein Mikroskop 51
**Hippe, E.:** Aquarienfunde: *Micrasterias* exotisch und *Craspedacusta*-Polypen 141
**Hippe, P.:** Lebende Mikroobjekte in Gittern – Mikrokulturkammern aus dem Baumarkt 234
**Hoc, S.:** Exkursion der Mikrobiologischen Vereinigung München e.V. zu Steinernen Rinnen in Südbayern 81
**Hoc, S.:** Unterschiede und Homologien bei den Blutzellen der Wirbeltiere 162
**Hoc, S.:** Sekretorische Drüsengewebe von Pflanzen 301
**Hoc, S.:** Lichtsinnesorgane von Weichtieren 349
**Husemann, H.:** Wie viele Pixel benötigt man für ein Mikrofoto? 75

**Jacob, W.:** Eine Biozönose in einem extrem sauren Milieu 146
**Jahnke, J.:** Beobachtungen an terrestrischen Algenbiofilmen mit dem Hell- und Dunkelfeld-Auflichtmikroskop 287

**Karg, W., Karg, U.:** Unerwartete blinde Mikropassagiere – *Parasitus*-Milben auf Käfern 321
**Kubsch, G., Richter, W. M., Uhlmann, D.:** Gewässer-Eutrophierung und Indikatoralgen: Ergänzungen der Arbeitsgemeinschaft BONITO 87

**Leimenstoll, K., Markstahler, U.:** Die Sprossachse des Spitzwegerich (*Plantago lanceolata*) – Eine clevere Turmkonstruktion? 265
**Lenzenweger, R.:** *Cosmocladium* – Eine bemerkenswerte Zieralgengattung 203
**Lüthje, E.:** Der Queller – Eine Blattsukkulente – Pflanzenmorphologie gegen den Rest der Welt 115
**Lüthje, E.:** Auflichtmikroskopie mit optischen Veteranen 152
**Lüthje, E.:** Die Sternhaare der Ölweide – Ein mikrokosmisch-kosmisches Sujet 353

**Maidhof, A.:** Spinnenseide und Spinnenetze unter dem Mikroskop 25
**Maidhof, A.:** Zellkultur: Eine vielfältig einsetzbare Forschungsmethode in der experimentellen Medizin und Biologie 257

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

**Markstahler, U., Leimenstoll, K.:** Die Sprossachse des Spitzwegerich (*Plantago lanceolata*) – Eine clevere Turmkonstruktion? 265
**Mathias, E.:** Beleuchtungsoptimierung – Es muss nicht immer LED sein 13

**Nötzel, R., Henkel, K.:** Adaption einer einfachen Digitalkamera an ein Mikroskop 51

**Okuş, E., Taş, S.:** Phytoplanktonarbeiten im Golf İsmit, Türkei 21

**Prugger, C., Gerstner, U., Ssekandi, S., Engl, M.:** Angepasste innovative Technologie der Malariadiagnostik in Uganda 357

**Richter, W. M., Kubsch, G., Uhlmann, D.:** Gewässer-Eutrophierung und Indikatoralgen: Ergänzungen der Arbeitsgemeinschaft BONITO 87
**Roeser, R.:** *Ustilago maydis* – Maisbrand 167
**Rüegger-Deschenaux, J.:** Alexander Niklitschek – Ein äußerst interessanter Mikroskopiker, Universalmensch und Fotoschriftsteller 331

**Schallreuter, R.:** Stereoskopische Abbildung von Mikrofossilien 341
**Schlichting, E.-A.:** Erlebnisse mit einem Holzbock (*Ixodes rhizinus*) 199
**Schnepf, E.:** Was kommt hinten heraus? Teil 2: Mikroskopische Beobachtungen am Kot und Harn von Vögeln 43
**Schnepf, E.:** Position und Funktion von Plastiden – Teil 1: Das Kranzsyndrom und die Stärkebildung bei $C_4$-Pflanzen 65
**Schnepf, E.:** Position und Funktion von Plastiden – Teil 2: Statolithenstärke 155
**Schnepf, E.:** Position und Funktion von Plastiden – Teil 3: Licht-orientierte Chloroplasten-Bewegung 227
**Schnepf, E.:** Mikro-Einsteiger: Optik in Pflanzen – Sammellinsen und Lichtleiter 376
**Schwarz, L., Webeler, I.:** Ärger als kreativer Impuls – Wie man dazu kommt, ein Mikroskop selbst zu bauen 177
**Schwarz, L., Webeler, I.:** Selbstbau-Mikroskope begeistern Schüler 217
**Ssekandi, S., Engl, M., Prugger, C., Gerstner, U.:** Angepasste innovative Technologie der Malariadiagnostik in Uganda 357
**Sturm, R.:** Mikroskopie der Mineralgeoden in tertiären Basaltmandelsteinen am Old Man of Storr (Skye, Schottland) 129
**Sturm, R.:** Mikroskopie des Internbaues magmatischer Kristalle 324

**Taş, S., Okuş, E.:** Phytoplanktonarbeiten im Golf İsmit, Türkei 21
**Thormann, F.:** Halloween im Mikrokosmos? Mikroskopische Untersuchungen an der Kürbispflanze 313
**Tröger, J.:** Außergewöhnliche Zellformen mit mehreren Mundapparaten sowie andere Störungen in der Morphogenese von *Didinium nasutum* 1

**Uhlmann, D., Kubsch, G., Richter, W. M.:** Gewässer-Eutrophierung und Indikatoralgen: Ergänzungen der Arbeitsgemeinschaft BONITO 87

**Voß, H.-J.:** Aus der Haut gefahren – Beobachtungen an Exuvien des „Urzeitkrebses" *Triops longicaudatus* 366

**Webeler, I., Schwarz, L.:** Ärger als kreativer Impuls – Wie man dazu kommt, ein Mikroskop selbst zu bauen 177
**Webeler, I., Schwarz, L.:** Selbstbau-Mikroskope begeistern Schüler 217
**Wiegreffe, C., Hausmann, K.:** Eugleniden – Morphologie und Evolution 135
**Woitschikowski, P.:** Ästhetisch schöne Luftblasen 90

**Zahrt, G., Hausmann, K.:** Kleines ABC der digitalen Aufnahme- und Wiedergabetechnik – Erläuterungen von Abkürzungen und Definitionen von Fachbegriffen 101
**Zaiß, T., Hasenpusch, W.:** Schalen der Riesenmuscheln 205

## *Kurze Mitteilungen*

**Linskens, H. F.:** Cohesin-Komplexe und Meiose 12
**Linskens, H. F.:** Ultraviolettes Licht und Blattanatomie 18
**Linskens, H. F.:** Tanz der Kerne im Pollenkorn 19
**Linskens, H. F.:** Porösität von Pflanzengeweben 35
**Linskens, H. F.:** Licht im Innern von Pflanzen 47
**Linskens, H. F.:** Warum fluoresziert die Vakuole nicht? 89
**Linskens, H. F.:** Polarisierte Geschlechtszellen bei den Angiospermen 182
**Linskens, H. F.:** Die Wand der Schließzellen 197
**Linskens, H. F.:** Künstlicher Mikrokosmos 211
**Linskens, H. F.:** Zwei verschiedene Vakuolen in einer Pflanzenzelle 216
**Linskens, H. F.:** Organellverteilung in der Mitose 219
**Linskens, H. F.:** Evolution der Läuse 220
**Linskens, H. F.:** Braunalgen-Flechten 274
**Linskens, H. F.:** Zelladhäsion 305
**Linskens, H. F.:** Zellteilung in Keimblättern 356

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


## Sachregister


Abbildung, stereoskopische 341
Abbildungsmaßstab 77
*Abies firma* 47
*Acer* 47
Ackerschmalwand 156, 356
Acrylfarbenanstriche 292
*Actinocylus* 243
Actinomyceten-Luftmycelien 292
*Actinophrys sol* 147
*Actinoptychus splendens* 239, 243
Actomyosin 135
Adaptation 51
*Adineta* 144
*Aequorea victoria* 89
Aerenchym 35
Akinet 290
Aktin 219
Aktinfilamente 306
Aktionsdichroismus 230
Aktomyosin 232
Algenbiofilme, terrestrische 287
Algen-Verschmutzungsindex 89
Alkaloidhydrogensulfate 302
Alkaloidsulfate 302
Allerheiligen 313
Alpaka 163
*Alternaria* 168
Alveolinenkalk 348
*Amaranthus* 65
– *paniculatus* 71
*Amoeba proteus* 143
Amphibien 163
Amphibol 328
*Amphistegina hauerina* 347
Amphisteginenkalk 347
Ampulle 135
Amyloplasten 155
Anaglyphenbrille 343
Analcim 129
Anämie 357
Anatexis 330
*Anemone hepatica* 129
Angiospermen 182
Anis 304
Anisöl 251
*Anisonema* 135
Anoplura 220
Anostraca 366
Ansäuerung 337
Antheridienstand 83
*Anthodiscus floreatus* 54
Anthurien 378
Antikoagulans 165
Apparat, dioptrischer 349
Aprikose 305
*Aquilegia* 379
*Arabidopsis* 89, 356
– *thaliana* 156
Aracee 381
Aragonit 208
*Architeuthis* 351
*Aristolochia* 118
Armleuchteralgen 159
Aromastoffe 301
*Artemia* 134
*Artemisia* 305
Arzneipflanzen 301
Ascidien 162
Ascomyceten 274
Assimilationsparenchym 65
Asteraceae 302
Astmoos 85
*Athiella jentzschi* 343
Auflichtmikroskopie 151
Auflösungsvermögen 75
Aufnahmetechnik, digital 101
Aufwuchsgemeinschaft 287
*Aulacodiscus fittoni* 239
*Auliscus*
– *caelatus* 239
– *pruinosus* 239
– *punctatus* 239
Awerinzew, Sergej Wassiljewitsch 95
Axone 352
Azioaceen 380
Azteken 313
Azur II 166

*Bacillus subtilis* 175
Baker Street 221b 283
Baldachinspinne 29
Balsame 302
*Bambusina* 203
Bariumsulfat-Kristalle 159
Bärlappgewächse 229
Basaltmandelstein 129
Basidiomyceten 274
Basidiosporen 167
*Batrachoseps* 163
– *attenuatus* 165
– *maior* 165
– *pacificus* 165
Becherprimel 304
Befruchtung 182
*Begonia*
– *masoniana* 381
– *rex* 378
Beifuß 305
Beleuchtungsoptimierung 13
*Bellis perennis* 153
Bergkiefer 303
Berlin Charlottenburg, Mikrobiol. Vereinigung 213
Berlin, Botanischer Garten 277
Bermudagras 71
*Betula pendula* 305
Beugungs-Interferenz-Kontrast 218
Bewegung, euglenoide 135
Bewegung, metabole 135
Bildfehler 38
Bildformate 77
Biochorien 322
Biodiversität 61
*Biomyxa vagans* 193
Biotit 324
Biozönose 146
Birkengewächse 305
Birnbaum 307
Bivalvia 349
Blasenaugen 349
Blatt, amphistomatisches 353
Blattadern 314
Blattanatomie 18
Blattläuse 174
Blattsukkulente 115
Blaualgen 84, 221
Bleiwurz, Ceylonesische 182
Blutausstriche 165
Blutgefäße 262
Blutplasma 257
Blutplättchen 162, 164
Blutuntersuchung 283
Blutzellen 162
BMG 277
Bodenkrusten 288
Boden-Mikroorganismen 211
Bodonida 138
*Borrelia burgdorferi* 202
Borreliose 202
*Boswellia*-Arten 304
Botanischer Garten in Berlin 277
Branchiopoda 366
Brandpilz 167
Brandsporen 167
Brassicacee 156
Braunalge 274
Braunalgen-Flechten 274
Braunkohle 147
Brennnessel 118, 309
*Bulbochaete* 85
Büschelmücke 153, 317
Bütschli, Otto 91
Byssusfäden 205

$C_3$-Pflanzen 65
$C_4$-Pflanzen 65, 216
*Calathea zebrina* 377
Calcit 208
Calcitkristalle 83
Calciumoxalat 43, 228
Calciumsulfat 147
*Calposoma dactyloptera* 143
*Camellia* 47
*Camomilla recutita* 305

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

*Campanula persicifolia* 379
CAM-Pflanzen 216
*Campsis grandiflora* 182
*Campylodiscus*
– *eulensteinii* 240
– *imperialis* 240
*Candida* 175
*Cannopilus* 243
*Capsicum annuum* 301
Carapax 368
Carbagilite 147
Carrel, A. 257
*Carun carvi* 304
Caspary-Streifen 158
Caulonema 159
Cephalopoda 349
*Ceratium tripos* 23
*Ceratodon purpureus* 159
Chabasit 129, 133
*Chaetoceros affinis* 23
Chalzedon 133
*Chamaecyparis obtusa* 47
*Chaoborus* 134, 154
*Chara* 159
Cheliceren 322
*Chelidonium majus* 302
*Chenopodium album* 118
*Chilodonella* 221
Chinaschilf 71
Chironomiden-Larven 146
Chloralhydrat 251
*Chlorella vulgaris* 89
Chlorit 129
Chloronema 160
Chlorophyta 136
Chloroplasten-Bewegung 227
Chondrocyten 262
Chorda dorsalis 163
Chordata 163
Chorion 109
Chromoplasten 301
Chromosomen 12
*Chroococcus* 82
Ciliaten 221, 295, 334
Ciliengürtel 2
*Citrus limon* 303
Citrus-Früchte 304
Cladocera 366
*Climacostomum virens* 334
$CO_2$-Fixierung 65
Coccidie 46
Coccolithen 348
*Cocconeis* 243
– *scutellum* 240
Cohesine 12
*Collotheca ferox* 141
Colpidien 295
*Colpidium* 222, 335
Columbus, Christoph 313
Columella 155
*Commelina communis* 198
*Commiphora molmol* 304
Conchostraca 366
Conjugatae 227
Conjugatophyceae 83
*Conocephalum conicum* 82
Conodonten 345
Copepoden 135
*Corethra* 153
*Coscinodiscus* 239, 243
– *oculus iridis* 243
– *radiatus* 23
*Cosmocladium saxonicum* 203
*Craspedacusta* 141
*Craspedodiscus coscinodiscus* 237
*Cratoneuron* 85
Cryptochrome 231
*Cucurbita* 313
– *pepo* 371
Cyanobakterien 84, 221, 290
Cyanophyceen 274
*Cylindrospermum majus* 290
*Cynodon* 71
Cyperaceen 65
*Cyperus*
– *cicuta* 71
– *papyrus* 71
Cytochalasin 232
Cytoproct 334
Cytostom 135

*Daphnia* 247
Daphnien 366
DAPI 183
Deckennetz 28
Defäkation 338
Dendrochronologie 307
Denitrifizierung 87
Dermatokalyptrogen 156
Desmidiaceen 203
Desmidioideae 83
*Desmidium* 203
*Desmonema Annasethe* 275
Deutonymphen 321
Diaphanol 250
Diatomeen 54, 237
– Datenbank 133
– Kreispräparat 54
Diatomite 239
Dickenwachstum, sekundäres 118
*Dictyocha* 243
*Dictyosphaerium* 203
*Didinium* 221
– *nasutum* 299, 334
– Morphogenese 1
– Mundapparat 1
Digestion 338
Digestionsvakuole 334
Digital-Fotomethode 145
Digitalkamera 51
*Digitaria sanguinalis* 71
Dikaryon 167
Dinoflagellat 373
*Dinophysis caudate* 23
*Dionaea muscipula* 301
Dioptrischer Apparat 349
*Diploneis*
– *crabro* 239
– *didyma* 239
– *smithi* 240
*Dissotrocha aculeata* 374
*Distigma* 138
*Distobolbina tuberculata* 342
Dorsalbürsten 2
Douglass, Andrew Eliott 307
Doyle, Arthur Conan 283
Druckspannungen 266
Drusen 130
Drüsen karnivorer Pflanzen 301
Drüsengewebe, sekretorisches 301
Drüsenhaare 301
Drüsenschuppen 301, 305
Drüsenzellen 301
Dunkelfeld 217
Dunkelfeldkondensor 16
Dünnschliff 130
Durchlichtbeobachtung 249

Eagle, H. 257
Earle, W. R. 257
Eau de Javelle 250
EDTA 165
Eiherzalge 83
Einzeller 373
Ektoparasiten 220
*Elettaria cardamomum* 301
Eleutherozoon 341
*Elodea canadensis* 35
Emergenz 354
Endlich-Objektive 37
Endodermis 156
Endosperm 182
Endospor 167
Endosymbiose, sekundäre 135
Endothelzellen 261
*Entogonia*
– *amabilis* 243
– *venulosa* 243
*Entosiphon* 138, 299
Eosin 166
Epidermis 314
Epidermiszellen 301, 376
Epifluoreszenzmikroskop 183
Epikotyl 158
Epilimnion 87
Epispor 167
Erbsenkeimling 158

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


*Eremos bryograptorum* 344
Ergussgesteine 324
*Erica*
– *carnea* 153
– *erbacea* 153
*Ero* 33
Erythema chronicum migrans 202
*Erythrina crista-galli* 182
Erythroblasten 164
Erythrozyten 162
*Eucladium* 84
– *verticillatum* 82
*Eudiaptomus vulgaris* 279
*Euglena* 135
– *ehrenbergii* 137
– *mutabilis* 146
Euglenales 137
*Euglenamorpha* 138
– *begneri* 137
Euglenamorphales 138
Eugleniden 135
Euglenoide Bewegung 135
Euglenophyceae 136
Euglenozoa 138
Eukalyptus 304
*Euphorbia* 302
*Eutreptia pertyi* 137
Eutreptiales 137
Eutrophierung 24, 87
Evertebrata 162
Exospor 167
Extrusome 337
Exuvien 366

*Fagus* 47
Fangblatt 301
Fanggewebe 25
Färbung, Pappenheim 165
Feldspat 324
Fenchel 304
*Festuca arundinacea* 35
Fettkraut 301
Feuersalamander 163
Fibroblasten 261
*Ficus elastica* 302
Filtrierer 221
Fingergras 71
Fische 163
Fischzähne 348
*Fittonia verschaffeltii* 379
Flagellaten 135
Flatterbinse 35
Flavine 231
Fleckfieber 220
Flussneunauge 163
*Foeniculum vulgare* 304
Fokalkontakte 306
Foraminiferen 239, 347
Fransenflügler 174
Frischpräparation 249
Fritfliege 174
Froschlöffel, Amerikanischer 157
Fruchtknoten 112
Frusteln 144
Fuchsschwanz 65
*Funaria hygrometrica* 160
Furca 367
Fusite 147

Gamasina 321
Gametophyt 182
Gänseblümchen 153
Gänsefuß 118
Garronit 129
Gartenfuchsschwanz 71
Gartenkresse 155
Geburt 108
Gefäßbündel 47
Gehörsteinchen 210
Geißelsäckchen 135
Geißelschwellung 135
Geißeltier 373
Geleitzellen 314
Genmais 175
Geoden 129
Geopetalgefüge 130
*Geotrupes silvaticus* 322
Gerinnungssystem 164
Geschlechtszellen 182
Gesteinsdünnschliffe 348
Gewebsmastzellen 162
Gewürznelke 303
Gewürzpflanzen 301
GFP 19, 219
GFP-Fluoreszenz 89
Giemsa-Lösung 166
*Gingko biloba* 47
Gipskristalle 147
Gitterpräparate 235
Glanzkörper 159
Glaukonit 364
*Glenodinium uliginosum* 374
*Gleocapsa sanguinea* 84
Glimmer 147, 324
Glockentier 373
Glyceringelatine 252
Gneise 129
Golf Izmit 21
Google 175
*Gortanella regina* 343
Gramineen 65
Grana 67
Grana-Stroma-Verhältnis 67
Grand 212
Granit, Schärdinger 325
Granulozyten
– basophile 162
– eosinophile 162
– neutrophile 162
Gravimorphismus 161
Greit 212
Größendimensionen 60
Grubenaugen 349
Grün Fluoreszierendes Protein 19
Grünalgen 274
– kapsale 291
Grundwassertümpel 146
Gummibaum 302
Gyrolit 129
*Gyrosigma* 17

Haare 314
Haberlandt, G. 65
Haeckel, Ernst 275
Haftapparat von *Trichodina* 281
Hahnenkamm 182
Haie 348
*Haliomma*
– *capillaceum* 276
– *castanea* 276
– *echinaster* 276
*Haliotis* 349
Haller'sches Organ 202
Halloween 313
Hamamelidales 304
Hämoglobin 163
*Hantzschia amphioxys* 293
Harn 43
Harnsäure 43
Harrison, R. G. 257
Hartlaubgewächse 381
Harze 302
Harzgänge 302
Hausrotschwanz 44
Haussperling 164
Hautquaddeln 311
Hautschuppenzähne 348
Hebriden 129
Hefe 12
*Hegneria* 138
*Heimansia* 203
HeLa-Zellen 258
*Helix pomatia* 349
*Helleborus foetidus* 381
Hellfeld 217
Heterocyte 290
*Heteronema* 138
Heteronematales 137, 138
Heulandit 129
Hirse 65, 71
Histamin 311
Holmes, Sherlock 283
Holzbock 199
*Homalozoon vermiculare* 221, 295, 334
Homologien 162
Hudson, Mrs. 283
Huminsäuren 147
Hund von Baskerville 284

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

Hundszahn 71
Hyänen 165
*Hydra* 279
Hydrocharitacee 157
*Hydrocotyle* 158
Hydrolasen 339
*Hypericum perforatum* 304, 382
Hyphen 167
Hypophyse 54
Hyracoidae 165
Hystrichophären 240

*Ilex* 47
*Illex* 350
Indikatoralgen 87
Ingestion 338
Ingestionsapparat 138
Ingwer 301
Interzellularen 65
Interzellularräume 301
Intrusion 324
*Ixodes ricinus* 199

Jahresringchronologie 307
*Jeanlouisella* cf. *westfalica* 344
Jochalge 83, 85, 227
Johanniskraut 304
*Juncus effusus* 35

Käfer 321
Käfermilben 322
Kahmhaut 292
Kälberserum 257
Kaliumhydroxid 249
Kalkflagellaten 240
Kalkstein 348
Kalktuff 81
Kalmare 349
Kalyptra 156
Kalzit 129
Kalziumcarbonat 208
Kalziumoxalat-Kristalle 251
Kambium 118
Kamera, digitale 75
Kamille 305
Kannibalismus 295
Kantenkollenchym 314, 381
Kap-Bleiwurz 182
Kardamom 301
Katzen 165
Kaviar azteca 175
Kegelschnecke 349
Keimblätter 356
Keimwurzel 155
*Keratella quadrata* 374
Keratocyten 262
Kernphasenwechsel 167
Kiemenfußkrebse 366
Kieselalgen 221
Kinetoplastida 138
Kirsche 305
Kleiderlaus 220
Kleienflechte 176
Kleingewässer, astatische 366
Klettertrompete 182
Klippschliefer 165
Knochenmark 164
– Ausstrich 165
Koleoptile 68, 159
Kollenchymzellen 381
Koltzoff, Nikolai Konstantinowitsch 94
Kondensation 337
Kopffüßer 349
Kopflaus 220
Korkzellen 118
Kot 43
Kotyledonen 356
Kraken 349
Kranzsyndrom 65
Kreosot 251
Kreuzdorngewächse 305
Kreuzspinne 25
Kristalle, magmatische 324
Krustenstockwerke 324
Kugelblaualge 84
Kümmel 304
Kunststoffbeschichtung 292
Kürbis 371
Kürbispflanze 313

*Lacerta vivipara* 164
Lackbeschichtung 292
*Lactobacillus* 174
*Lactuca sativa* 157
*Lama pakos* 163
*Lamium purpureum* 153
Laubmoos 83, 227
Laufspinne 33
Laumontit 129
Läuse 220
Lebende Steine 380
Leberblümchen 153
Leberkarzinom 260
Lebermoos 83, 227
LED-Beleuchtung 361
Leeuwenhoek, Antoni van 59
Leitbündel 66, 118, 371
– bikollaterale 314
Leitbündelscheide 65
*Lemna trisulca* 228
*Lepidium sativum* 155
Letten 147
Leukämie 258
Leukoplasten 156
Lewisian Complex 129
Licht, ultraviolettes 18
Lichtabsorption 249
Lichtatmung 69
Lichtbrechung 249
Lichtdurchgang 48
Lichtklima 47
Lichtleiter 376, 380
Lichtperzeption 135, 230
Lichtrezeptoren 349
Lichtsinnesorgane 349
*Limnobium* 157
– *sinuatum* 182
Linsenaugen 349
*Liquidamba*-Arten 304
*Litonotus lamella* 299, 334
*Littorina littorea* 349
Lobus opticus 352
Lochkamera-Augen 349
*Lotus*-Effekt 380
Löwenzahn 111, 158, 302, 309
*Loxophyllum undulatum* 141
Luftleitungsröhren 185
Luftmycelien 292
Luftplanktonalgen 293
Lugol-Lösung 65
Lugol-Phenol-Methode 155
Lungenschnecken 349
*Lymnaea stagnalis* 108
Lymphozyten 162
Lysosomen 336

Magma 324
Magmatismus 129
Mais 65, 160
Maisbrand 167
Maiszünsler 174
Malariadiagnostik 357
*Malassezia furfur* 176
Maranthacee 378
Markstrahlen 382
Markzellen 382
Marmara Meer 21
Massenschwerpunkt 268
Mastigonemata 135
*Mastogloia splendida* 240
Matrix, extrazelluläre 306
May-Grünwald-Lösung 166
Meerlavendel 182
Megakaryozyten 162, 164
Megalozyten, kernhaltige 162
Meiose 12
Melde 118
*Melissa officinalis* 381
*Menoidium* 138
Mensch 163
*Menta piperita* 305
*Mesocarpus* 227
Mesolith 129
Mesophyll 65
Mesophyllzellen 216
Metabole Bewegung 135
Metalnikoff, Sergej Iwanowitsch 95
*Metasequoia glyptostroboides* 47
Metastasenbildung 262

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


Methylbenzoat 251
Methylenblau 166
*Micractinium pusillum* 89
*Micrasterias*
– *apiculata* 10
– exotisch 141
– *furcata* 10
– *mahabuleshwarensis* 141
– *mahabuleshwarensis* forma *dichotoma* 141
– *pinnatifida* 10
– *truncata* 10
*Microhydra ryderi* 142
Miesmuschel 349
Mikrobiol. Vereinigung in Berlin Charlottenburg 213
Mikrofossilien 341
Mikrofotografie, digitale 51
Mikrokulturkammern 234
Mikropaläontologie 347
Mikrophotographie 331
Mikroskopier-Gesellschaft in Berlin 213
Mikroskopselbstbau 177
Mikrospore 182
Mikrotubuli 135, 219
Milchröhren 301
Milieu, extrem saures 146
Mineralgeoden 129
Mineralisierung 87
*Miscanthus sinensis* var. *zebrina* 68
Mistkäfer 322
Mitose 12, 219
*Mnium* 227
Mohn 302
Mollusca 349
Monotocardia 349
Monozyten 162
Monster 6
Monzait 324
Mooreidechse 164
Moosprotonemata 159, 290
Moriarty, Professor 283
Morphogenese, *Didinium nasutum* 1
Moschuskrake 351
*Mougeotia* 227
Mückenlarve 251
*Mucor* 174
Mundapparat, *Didinium nasutum* 1
Muschelkrebse 341
Muscheln 349
Muskatnuss 301
Muskelfasern 250
Mycel 167
Mycobionten 274
*Myristica fragans* 301
Myrrhe 304
*Mytilus edulis* 349

Nabelkraut 158
Nahrungsaufnahme 5, 221
Nahrungsaufschluss 334
Nahrungserwerb 221
Nanofossilien 348
Napfschnecke 349
Narben 112
Nashörner 165
Natrolith 129
Naupliuslarven 367
*Nautilus* 349
*Navicula* 54, 147
– *hennedyi* 240
– *lyra* 240
– *praetexta* 243
Nebennierenmark 260
*Necrophorus vespillo* 321
Nektarien 301
Nelkenöl 251
Nematoden 135
*Nephila* 25
Nervenwachstumsfaktor 259
Netzhaut 349
Neurite 259
Neurone 260
Niederlausitz 146
Nierenexkremente 43
Nieswurz, Stinkende 381
Niklitschek, Alexander 331
Nitrifizierung 87
*Nitzschia* 23
– cf. *dissipata* 291
N-Mobilisierung 87
*Nodibeyrichia tuberculata* 342
*Nostoc*
– *commune* 288
– *sphaeroides* 84
– *verrucosum* 84
*Notoselenus* 135
Notostraca 366
Novikoff, Michail Michajlowitsch 94

Objektive
– Endlich 37
– Unendlich 37
Objektkammer 108
Octopoda 349
*Oenanthe aquatica* 35
Ohrwürmer 174
Old Man of Storr 129
Öle, ätherische 302
Oleander 55, 354
Ölgänge 304
Ölweide 353
Ölzellen 301
Ommatophoren 350
Ommatostrephidae 350
*Oocardium* 83
Opakilluminator 287
Optik in Pflanzen 376
Organellverteilung 219
*Oryza sativa* 19
*Oscillatoria* 82
– *agardhii* 84
– *formosa* 84
Osteoblasten 258, 262
Osteoporose 258
Ostrakoden 239, 341, 348
Otolithe 210
*Oxalis acetosella* 378
*Oxytricha* 146
– *pellionella* 149
*Ozaena* 351

Palisadenzellen 314
Palmellastadium 136
*Palomena* 174
Pantoffeltier 373
Papaveraceae 302
Papille 378
Pappenheim-Färbung 165
Paprika 301
Papyrus 71
*Paradictyocha* 243
*Paramecium* 221
– *bursaria* 295, 337
– *caudatum* 5, 295, 334, 374
Paramylongranula 136
Parasitämie 360
Parasiten 46, 135
*Parasitus coleoptratorum* 322
*Parasitus*-Milben 321
Parathormon 258
Paraxialstab 135
Partikel 147
*Passer domestica* 164
*Patella* 349
*Pecten maximus* 349
*Pediculus*
– *capitis* 220
– *corporis* 220
– *humanus* 220
– *schaeffi* 220
Pelargonie 304
Pellikula 135
*Peranema* 135
– *trichophorum* 137
Perispermgewebe 302
Perlboot 349
Perlgneis 325
Peroxidase 165
*Petalomonas* 138
*Petroderma muciliforme* 274
*Petromyzon fluviatilis* 163
Pfeffer 301
– Schwarzer 302

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

Pfefferkörner 302
Pfefferminze 305
Pfeilkalmare 350
Pferdeserum 257
Pfirsich 305
Pflanzen, Optik in 376
Pflaume 305
*Phacus* 135
Phaeophyceae 274
Phagocytose 135, 222
Phagotrophie 135
Pharmazeutika 11
Phasengrenzen 249
Phasenkontrast 218
Phellemzellen 118
Phellogen 118
Phloem 66, 118, 314, 381
*Pholcus* 33
Phoresie 322
*Phormidium papyraceum* 82, 84
Photomorphogenese 380
Photorespiration 69
Photosynthese 65, 87
Phototropine 230
Phototropismus 380
Phragmobasidiomyceten 175
Phycobionten 274
*Physarum confertum* 339
*Physcomitrella patens* 159
Phytochrom 230
*Phytolacca esculenta* 118
Phytomastigophora 136
Phytoplankton 21, 61
Pilgermuschel 349
Pilze 372
Pilzzellkolonien 174
Piment 304
*Pimenta dioica* 304
*Pimpinella anisum* 304
*Pinguicola vulgaris* 301
*Pinnularia* 16
– *borealis* 294
*Pinus*
– *densiflora* 47
– *montana* 303
*Piper nigrum* 301
Pixel 75
*Plagiochila* 227
Plankton 245
*Plantago lanceolata* 265
Plasmaströmung 314
Plasmazellen 162
Plasmodesmen 66
*Plasmodium falciparum* 357
Plastiden 65, 155, 227
*Pleurosigma* 13, 148
Plexiforme Schicht 352
*Plumbago*
– *auriculata* 182
– *zeylanica* 182
Plutone 330
Plutonite 324
Polarisation 219
Polarisationsfilter 287
Pollenentwicklung 182
Pollenkorn 19, 182
Pollenschlauch 182
Polypen 279
Polypenlaus 279
Polyvinyl-Lactophenol 250
Porösität 35
Primärlid 351
*Primula obconica* 304
*Pristina longiseta* 143
Proboscis 2
*Prorocentrum scutellum* 23
Proteasen 301
Protisten 136, 245, 372
Protoctista 136
Protonema 160
Protonymphen 323
*Protoperidinium divergens* 23
*Prunus* 305
*Pseudomicrothorax* 221
– *dubius* 1, 334
Pseudopodien 194
Pterine 231
Pulmonata 349
Pyrenomycete 274
Pyrit 147

Quarz 129, 147, 212, 324
Queller 115
*Quercus* 47

Rädertier 373
Radiolarien 239, 276
Radnetz 26
Radula 110
Raphiden 228
Regenbogenforelle 164
Reispflanze 19
Rendzina 290
Reptilien 163
Reservoir 135
Resinite 147
*Reticulomyxa filosa* 197
Retikulopodien 193
Retina 349
Rezeptorzellen 349
Rhabdomeren 351
Rhabdomonadales 138
*Rhabdomonas* 138
*Rhamnus fragulus* 305
Rheinberg-Beleuchtung 219
*Rhizamoeba flabellata* 197
Rhizoide 159
Rhizopode 193
*Rhododendron* 47
*Rhopalosyphum maidis* 174
Rickettsien 220
Riesenkalmar 351
Riesenmuscheln 205
Rimsky-Korsakov, Michail Nikolajewitsch 95
Rindengewebe 314
Rispenampfer 35
Rochen 348
Rosskastanie 305
Rotatorien 135
Roter Schwingel 35
Roux, Wilhelm 257
Ruderfußkrebs 279
*Rumex*
– *palustris* 35
– *thyrsiflorus* 35
Rutaceae 304

*Saccharum officinale* 67
*Salamandra salamandra* 163
Salat 157
Salbei 305
*Salicornia europaea* 115
Salinenkrebse 134
*Salix* 47
*Salmo gairdneri* 164
*Salvia officinalis* 305
Sammellinsen 376
Sand 212
Sarkom 258
Sauerklee 378
Schewiakoff, Wladimir Timofejewitsch 94
Schicht, plexiforme 352
Schielmethode 342
Schimmelpilze 174
Schlauchalge 83
Schleichensalamander 163
Schleifprozedur 327
Schleimpilz 339
Schliefer 165
Schließzellen 67, 197, 316
Schlinger 221
Schluff 212
Schnallen 167
Schneeheide 153
Schnellfärbung 359
Schöllkraut 302
Schulmikroskopie 134
Schuppen-Grünalge 83
Schwächeparasiten 168
Schwammparenchym 314
Schwan 43
Schwerkraftvektor 155
Schwingalge 84
Scotland Yard 284
*Scytonema myochrous* 82, 84
Seerose 184
Seescheiden 162
Seidenspinne 25

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


Sekretgänge 302
Sekretionsorgane 301
Sekret-Speicherräume 302
Sektorenblenden 288
Sekundärlid 351
*Selaginella* 229
Selbstbau-Mikroskop 217
*Sepia* 349
– *officinalis* 351
Sethe, Anna 275
Siebplatten 314
Siegelringstadien 357
Signaltransduktion 232
Silicoflagellaten 239
Sklerenchym 118
Sklerenchymfasern 66, 381
Skolezit 133
Skye 129
Sokolov, Ivan Ivanowitsch 96
Spaltöffnungen 185, 197
*Spathipyhllum phryngifolia* 381
Sperling 44
Spermazellen 182
*Sphagnum* 193
Sphenomonadales 138
*Sphenomonas laevis* 137
Spinndrüsen 25
Spinnenfresser 33
Spinnseide 25
Spirochaetaceae 202
Spitzschlammschnecke 108
Spitzwegerich 265
*Spondylosium* 203
Sporidien 167
*Sporobolomyces* 175
Springschwänze 153
Springspinne 33
Sprossachse 265
*Spirogyra* 84
Stammzellen 262
Standortwasser 373
Stantschinsky, Wladimir Wladimirowitsch 95
Stärkebildung 65
Statocyte 155
Statolithenstärke 155
Staubbeutelröhre 112
Steinerne Rinnen 81
*Stellaria media* 153
*Stentor* 6
– *polymorphus* 374
Stereoskopische Abbildung 341
Sternhaare 353
*Stictodiscus parallelus* 237
Stiefmütterchen 304, 378
Stigma 135
Stilbit 129
Stomata 197
Strandschnecke 349
Strandsode 117
*Streptomyces* 175, 292
Strontium 208
*Stylonychia mytilus* 8
Styrax 304
*Suaeda maritima* 117
Südamerika 313
Sumpf-Ampfer 35
*Surirella*
– *fastuosa* 243
– *striatula* 243
Süßwassermeduse 142
Synergiden 183
*Syzygium aromaticum* 304

Tagebaurestsee 146
Taphrinales 175
*Taraxacum officinale* 302
Taube 45
Taubnessel, Rote 153
Teichwasser 372
Terpentinöl 251
*Tetrahymena* 6
– *pyriformis* 334
– *thermophila* 339
Thomsonit 129
Thrombozyten 162
Thylakoide 70
Tiefengestein 324
Tintenschnecken 349
Titanit 324
*Todarodes* 350
Totengräber 321
Toxicysten 222, 295, 334
Tracheen 199, 381
Trachyte 129
*Tradescantia* 198
Travertin 81
*Trentepohlia aureus* 83
*Triceratium robertsianum* 239
Trichocysten 295, 337
*Trichodina*
– *domerguei megamicronucleata* 279
– *pediculus* 279
Trichome 288
Trichternetz 29
*Tridacna*
– *crocea* 205
– *derasa* 205
– *gigas* 205
– *maxima* 205
– *rosewateri* 205
– *squamosa* 205
– *tevora* 205
*Trinacria*
– *excavata* 237
– *pileolus* 243
*Triops*
– *cancriformis* 366
– *longicaudatus* 366
*Trochus* 349
Trompetentier 373
Trypanosomatida 138
Tubuslinsen 38
Tumorzellen 258
Tüpfel 381
Tüpfelhartheu 382
Turbellarien 135
Turgordruck 216
Typhus 220

Ultraviolettes Licht 18
Unendlich-Objektive 37
*Uniola latifolia* 69
*Urostyla grandis* 8
*Urtica dioica* 311
Urzeitkrebs 366
*Ustilago*
– *maydis* 167
– *reiliana* 168
– *zeae* 168

Vakuole, kontraktile 135
*Vallisneria spiralis* 231
*Vaucheria* 82, 232
*Vendona cicatriosa* 343
Venusfliegenfalle 301
Verdauungsvorgang 334
Vergrößerungsskala 61
*Verrucaria tavaresiae* 274
Vertebrata 162
*Viola tricolor* 304
Vögel 43,163
Vogelmiere 153
*Vorticella* 221
– *convallaria* 374
Vulkanismus 129
Vulkanite 324

Wanderröte 202
Wanzen 174
Wasserfenchel 35
Wasserfloh 245
Wasserhaltkapazität 290
Wasserlebewesen 373
Wasserlinse 228
Wasserpest 35
Wassertropfen 245
Watson, John 283
Weichtiere 349
Weihrauch 304
Weinbergschnecke 349
Wiedergabetechnik, digital 101
Wilder, Billy 285
Wildschwein 250
Wimpern 373
Wimpertier 373
Wirbeltiere 162
Wurzel 317

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

Wurzelhaube 155
Wurzelrinde 156

*Xanthonema hormidioides* 292
Xanthophyceae 83, 232
Xenotim 324
Xerophyten 115
Xylem 314
Xylemelemente 381
Xylite 147

Zawarsin, Alexej Alexejewitsch 95
*Zea mays* 66
Zebragras 67
Zecke 199
Zelladhäsion 305
Zellafter 334
Zellkerne 195
Zellkultur 257
Zellteilung 356
Zellwand 197
Zeolith 129
Zieralgen 203
Zieralgenkreis 9
*Zingiber officinale* 301
Zirkon 324
Zitrone 303
Zitronenmelisse 381
Zitterspinne 33
Zoochlorellen 144
*Zoophagus insidians* 143
Zuckerrohr 65
Zugspannungen 266
Zungenblüte 112
Zwiebelschuppe 251
Zwiebelschuppenepidermis 17
*Zygnema* 83
*Zygogonium ericetorum* 294
Zyklose 334

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


# Die Sternhaare der Ölweide – Ein mikrokosmisch-kosmisches Sujet

Erich Lüthje

**„Schön" und „attraktiv" sind keine stichhaltigen Auswahlkriterien für einen Untersuchungsgegenstand. Es wird mikroskopiert, was auf den Objekttisch kommt! Aber seien wir ehrlich: Schaden kann es ja nicht, wenn uns das Motiv auch ein wenig zu bezaubern vermag – etwa wenn es sich um die Sternhaare der Ölweide handelt, die man mit einem Weihnachtsstern vergleichen könnte.**

Auf den Objekttischen der Mikroskope haben die schuppenförmigen Sternhaare der Ölweide eine lange Tradition.

## Aus alten MIKROKOSMOS-Bänden

Bereits im 3. Jahrgang des MIKROKOSMOS (1909/10) erwähnt sie Prof. Dr. K. Stoltz unter *Objekten, die ich in einzelnen Stunden in Untersekunda im Jahre 1890 vorgezeigt und besprochen habe.* Die Präparate fertigte er möglichst vor den Augen seiner Schüler an. Zur Untersuchung *waren im allgemeinen 4 bis 6 Mikroskope zur Stelle, darunter etwa eins mit stärkerer Vergrößerung bis 150, also ganz einfach. (...) Die Schüler waren bei diesem Unterricht alle beschäftigt, und zwar bildeten sie so viele Abteilungen, als Mikroskope zur Verfügung standen (...). Wenn der erste das Mikroskop verlassen hatte, trat der zweite der Abteilung heran, dann so weiter. Ist die Abteilung fertig, (...) so geht der erste von Abteilung I ans Mikroskop 2, und so tauschen die Abteilungen zyklisch* (Stoltz, 1909). Durch diesen Kreisverkehr wurde auch *12. Elaeagnus angustifolius (Schuppen)* geschleust. Ob sie vor 114 Jahren auch ihren ästhetischen Charme entfalten konnten, ist nicht überliefert. Der Fachlehrer hätte es für seinen engagierten Einsatz allerdings verdient gehabt. Ein erstes Mikrofoto der *Elaeagnus*-Sternhaare erscheint im 20. Band des MIKROKOSMOS. *Die Verwendung des Polarisationsmikroskops in der Botanik* überschreibt Prof. Dr. Ottokar Vodrážka einen Bericht, in dem als Abbildung 6 Sternhaare der Ölweide bei 100facher Vergrößerung zu sehen sind (Vodrážka, 1926/27). Leider gibt der schwarz-weiße Abdruck (auf dem technischen Stand von vor acht Jahrzehnten) nur die fransigen Umrisse der Trichome, aber keinerlei innere Strukturen wieder. Vermutlich standen Kunstfertigkeit und Aufwand des Mikrofotografen im umgekehrten Verhältnis zum bescheidenen Druckergebnis.

## Aus der Fachliteratur

Von den zahlreichen botanischen Lehrwerken, in welchen die Ölweide mit ihren schönen Sternhaaren reüssiert, zitiere ich hier nur die (jedem MIKROKOSMOS-Leser zu empfehlenden) Bücher von Nultsch (1995) und Braune et al. (1979), welche in Wort und Bild ein klares Verständnis dieses attraktiven Objekts vermitteln. Allerdings wird hier wie vielerorts nur auf die Unterseite als Fundort der Haare verwiesen; sie stehen indes auch auf der Oberseite des amphistomatischen Blattes (Abb. 1). Der vielstrahlige Schirm besteht aus radial angeordneten Zellen, die im mittleren Bereich verwachsen sind und am Rand in freie Spitzen auslaufen. Der aufmerksame Beobachter wird im Zentrum größerer Schirme auffällige Schwankungen in der Wandstärke der Radialzellen bemerken. Diese Scheibe sitzt auf einem recht massiven Stiel (Abb. 2). Man erkennt eine zentrale Achse, welche ein Kranz von Epidermiszellen umhüllt (Abb. 3). Die Achse steigt aus

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

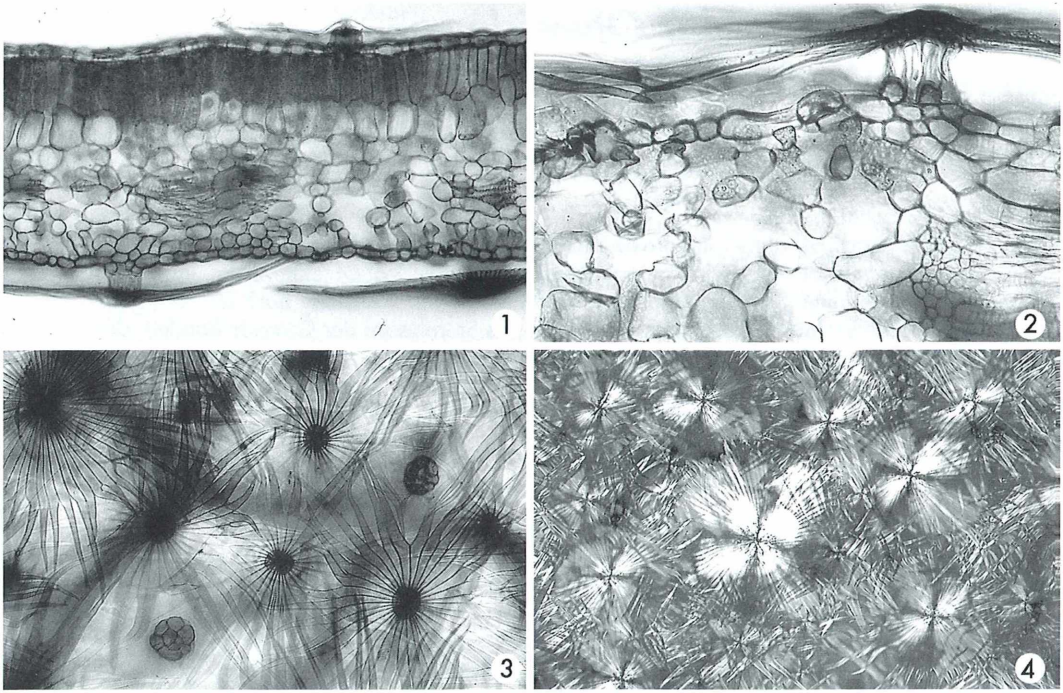


**Abb. 1: Laubblatt der Ölweide *(Elaeagnus angustifolia)*, quer. Die plastidenreichen Palisadenzellen weisen die Oberseite aus, auf welcher man ein Sternhaar erkennt. Auf der unteren Epidermis zwei Sternhaare. Die Stomata liegen in der Epidermisebene. Vergr. ca. 100fach. – Abb. 2: Stiel eines Sternhaares der Blattunterseite mit starkwandigen Zellen. Man erkennt, wie der Schirm die Spaltöffnungen überdeckt. Vergr. ca. 200fach. – Abb. 3: Sternhaare der unteren Epidermis in Aufsicht. Unten links ein Stiel, von welchem der Schirm bei der Präparation abbrach. Vergr. ca. 100fach. – Abb. 4: Blick auf das lückenlose Gefüge der Schuppenhaare auf der Blattunterseite. Das polarisierte Licht bringt mit seinen Balkenkreuzen etwas Ordnung in das Gewirr. Vergr. ca. 60fach.**

dem hypodermalen Gewebe des Blattes auf. Somit stellt der gesamte Komplex eine Emergenz dar (vgl. z.B. ein Brennhaar der Brennessel; Hartmann, 2004).

## *Aus verklärter Sicht*

Es lohnt sich für jeden zünftigen Mikroskopiker, die mikro-kosmischen Sterne der Ölweide selbst einmal zu untersuchen. Bevor die Betrachtung ganz ins Schwärmerische transzendiert, noch einige nützliche Hinweise: Blattquerschnitte werden zweckmäßigerweise in Klorix gebleicht und in Essig neutralisiert. Als Färbung empfiehlt sich Etzolds Astrablau-Safranin-Fuchsin-Lösung. Der Stiel der Sternhaare tritt noch deutlicher hervor, wenn man die Schnitte in Chrysoidin nachfärbt (Abb. 1, 2). Das *Elaeagnus*-Blatt ist in seinem Inneren in Palisaden- und Schwammgewebe differenziert, also bifazial aufgebaut. Für die Regulation der Transpiration leisten die Haarteppiche auf beiden Seiten offenbar den wesentlichen Beitrag. Präparate der unteren Epidermis (Schabetechnik nach Leunig, 1935/36) zeigen in Aufsicht eine lückenlose Abdeckung durch die Haarscheiben (Abb. 4). Zahlreiche kleine Stomata liegen unter diesem Dach auf Höhe der Epidermiszellen (Abb. 1). Die mittelmeerisch-westasiatische Schmalblättrige Ölweide verzichtet also auf eine zusätzliche Verdunstungsminderung durch Einsenkung ihrer Stomata (so z.B. beim Oleander verwirklicht; vgl. Titelbild MIKROKOSMOS *85* (1996), Heft *5*). Für ein Dauerpräparat von abgeschabten Haaren wird

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

man das Frischmaterial zunächst in Alkohol entlüften. In isolierter Form treten die Haare natürlich noch prächtiger in Erscheinung als vor dem aderdurchzogenen, lichtstreuenden Hintergrund der Epidermis (vgl. Titelbild). Mit zwei Polfiltern erzeugen wir einen imaginären Nachthimmel – und schon arrangieren sich kleine Gruppen leuchtender Haare vor dem geistigen Auge zu mythischen Konstellationen. Wenden wir nunmehr zusätzlich Dunkelfeldbeleuchtung an, können wir die botanischen Gestirne *Alpha, Beta, Gamma* (usw.) *Elaeagni* im polarisierten Licht mittels Zwischenobjekten farbig aufflammen lassen (verschiedene Klarsichtfolien, in Diarähmchen gefasst, werden auf den Polarisator gelegt). Wer es noch bunter liebt, greift überdies zu Rheinbergfiltern (nähere Informationen zu diesem endlosen Spiel der Farben z. B. bei Kremer, 2002). Zu alledem habe ich auch noch die schiefe Beleuchtung nach Kreutz angewendet (Kreutz, 1995), wodurch die zarten Strahlen der Haarsterne deutlichere Konturen gewannen. In diesem Fall wanderte der Lichtstrahl aus der Leuchtfeldblende durch den Polarisator, einige Folien (als Zwischenobjekte), den Rheinbergfilter sowie die Streuscheibe vorbei an der mondsichelförmigen Partialblende und der zentralen Dunkelfeldblende in die Kondensoroptik, von wo aus er schließlich leicht abgeblendet das Objekt beleuchten und danach das Auge des Betrachters erreichen konnte: Fast eine kosmische Reise!

### Dank

Für das Titelbild konnte ich auf ein Dauerpräparat von Herrn Otto Reuter, Wetzlar, zurückgreifen.

### Literaturhinweise

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Pflanzenanatomisches Praktikum I. 3. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1979.
Hartmann, L.: Es brennt! Mikrokosmos *93*, 309–312 (2004).
Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH, Stuttgart 2002.
Kreutz, M.: Eine modifizierte schiefe Beleuchtung. Mikrokosmos *84*, 197–199 (1995).
Leunig, L.: Die Schabemethode zum Isolieren der Blattepidermis. Mikrokosmos 129, 39–40 (1935/36).
Lüthje, E.: Schnittmuster für Musterschnitte. 2. Flächenpräparate. Mikrokosmos *85*, 310–316 (1996).
Nultsch, W.: Mikroskopisch-botanisches Praktikum. 10. Aufl. Thieme, Stuttgart 1995.
Stoltz, K.: Der biologische Unterricht in der höheren Schule. Mikrokosmos *3*, 32–37 (1909/10).
Vodrážka, O.: Die Verwendung des Polarisationsmikroskops in der Botanik. Mikrokosmos *20*, 220–223 (1926/27).

*Verfasser:* Dr. Erich Lüthje, Kruppallee 13, D-24146 Kiel

# Buchbesprechung

**Lüder, R.: Grundkurs Pflanzenbestimmung – Eine Praxisanleitung für Anfänger und Fortgeschrittene.**
Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim 2004, 372 Seiten, über 2000 durchgängig farbige Fotos und Zeichnungen, Taschenbuchformat, gebunden, € 14,95 (bis 31.12.2004), danach €19,80, ISBN 3-494-01339-X.

Was Rita Lüder mit diesem Buch vorlegt, ist eine ausgesprochen liebevoll und dabei sehr funktionell zusammengestellte Bestimmungsanleitung für botanisch orientierte Naturfreunde und Profis. Nach einer allgemeinen Einleitung, in der auch Gedanken zum Naturschutz nicht fehlen, werden der Umgang mit dem Bestimmungsschlüssel und die Anwendung desselben erläutert. Dann folgen die generelle Vorstellung und Charakterisierung der wichtigsten Pflanzenfamilien, die jeweils in einen speziellen Bestimmungsteil zur Determination der charakteristischen Arten übergehen. Hierbei werden die 550 häufigsten Pflanzen berücksichtigt. Zusammenfassend kann festgehalten werden, dass das Konzept dieser Anleitung sehr gelungen ist.
Ein Wort ist noch zur Illustration zu sagen. Eine unglaublich hohe Anzahl von Zeichnungen und Fotos macht den Text anschaulich. Angesichts der herausragenden Qualität der Abbildungen ist es eigentlich schade, dass das vorliegende Werk in dem nur relativ kleinen Taschenbuchformat realisiert wurde. Ein größeres Format würde dem hohen Qualitätsanspruch der Illustrationen sicherlich eher gerecht werden. Das könnte dann allerdings dem Einsatz im Freiland entgegenstehen.

Thomas Gross, Heidelberg

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

Kurze Mitteilung

# Zellteilung in Keimblättern

Die Entwicklung der Kotyledonen (Keimblätter) bei den höheren Pflanzen spielt sich in zwei Phasen ab: Am Ende der Entwicklung des Samens befinden sich die Keimblätter im Ruhezustand. Die 2. Phase beginnt mit der Keimung des Samens. Bei vielen Pflanzen entfalten sich die Keimblätter, wachsen, vergrößern sich aber nicht (z. B. bei der Bohne), sondern liefern ihre Reservestoffe für die Entwicklung des Keimlings. Bei anderen Pflanzenarten (z. B. der Ackerschmalwand *Arabidopsis*) ist die postembryonale Phase mit Wachstum und Zellteilung verbunden. Bulgarische Untersucher haben nun die Keimblätter von *Arabidopsis*, der Modellpflanze der derzeitig aktuellen molekularen Pflanzenphysiologie, näher untersucht. Dazu haben sie für die lichtmikroskopische Untersuchung von den Keimblättern nach Fixierung in 3% Glutaraldehyd in 0,2 M Phosphatpuffer pH 7,2 und Einbettung in Epoxyd-Harz Flächenschnitte angefertigt. Um die Kotyledonen flach festzuhalten, wurden sie in dem noch flüssigen Harz mit einem feinen Nylonnetz bedeckt. Die 2 µm dicken Serienschnitte wurden parallel zur Oberfläche (paradermal) gemacht. Es zeigte sich, dass in der Keimphase sowohl Zellvergrößerung als auch Zellteilungen auftraten. Dabei blieben die Tochterzellen jeweils in Gruppen zusammen liegen. Die Zellen aller Schichten des Mesophylls konnten in Teilung übergehen. Am Rande der Keimblätter zeigte sich eine höhere Proliferationsrate, wobei die Orientierung der Teilungsebene nicht zur Entstehung neuer Zellagen führte. Die verschiedenen Zelllagen zeigten unterschiedliche Teilungsmuster (Abb. 1), die von der Belichtung abhängig waren. Im Dunkeln fanden keine Zellteilungen statt. Nach 4–6 Tagen fand keine Vergrößerung der Blattfläche statt, wohl aber vereinzelte Zellteilungen, hauptsächlich marginal im Palisadenparenchym. Nach exogener Behandlung mit Cytokinin ($10^{-5}$ M) traten auch im Dunkeln Zellteilungen und Zellexpansion auf. Licht stimuliert das Zellwachstum.

Die Untersuchung zeigt, dass man mit lichtmikroskopischen Methoden einen Beitrag zur molekulargenetischen Analyse der Zellwachstumsdynamik leisten kann.

### Literaturhinweis

Stoynova-Bakalovy, E., Karanov, M., Petrov, P., Heil, M. A.: Cell division and cell expansion in cotyledons of *Arabidopsis* seedlings. New Phytologist *162*, 471–479 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

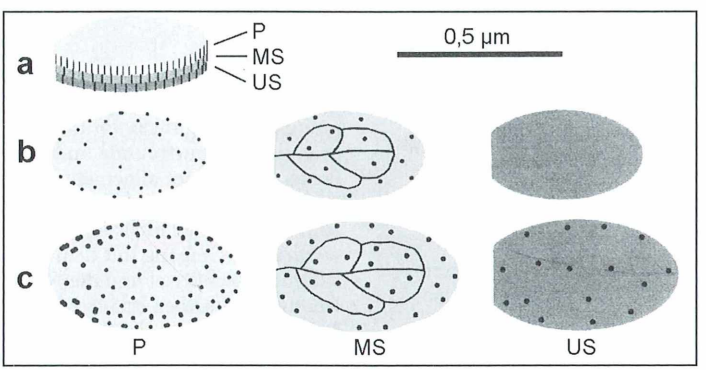



**Abb. 1: Diagramm der Zellteilungen in Keimblättern in den verschiedenen Lagen des Mesophylls der Ackerschmalwand *(Arabidopsis thaliana)*. Jeder schwarze Punkt repräsentiert ein Paar Tochterzellen; mehrere dicht beeinander liegende Punkte weisen auf Cluster von mehreren Tochterzellen hin. a Kontrolle, während des 1. und 2. Tages der Entwicklung im Dunkeln: Keim-Zellteilung, keine Vergrößerung des Blattes. b Entwicklung nach 4, 5 und 6 Tagen im Dunkeln: Keine Vergrößerung des Blattes, vereinzelt Zellteilungen, mehr im Palisadenparenchym, vorzugsweise marginal. Einzelne Zellteilungen im mittleren Schwammparenchym. c Entwicklung nach 6 Tagen im Dunkeln und nach Cytokinin-Behandlung: Verstärkte Zellteilungsaktivität und Blattwachstum. Einige Zellen am Rand des Palisadenparenchyms teilen sich mehrfach (doppelte schwarze Punkte). Zellteilungen in beiden Lagen des Schwammparenchyms. P Palisadenparenchym, MS mittlere Lage des Schwammparenchyms, US untere Lage des Schwammparenchyms. Maßstab 0,5 µm (nach Staynova-Bakalova et al., 2004).**

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


# Angepasste innovative Technologie der Malariadiagnostik in Uganda

Ulrich Gerstner, Stephen Ssekandi, Michael Engl, Christoph Prugger

**Malaria stellt mit weltweit 300–500 Millionen neuen Erkrankungsfällen pro Jahr und 1,1–2,7 Millionen Todesfällen vor allem in Afrika südlich der Sahara eines der wichtigsten Gesundheitsprobleme dar. Bei der Malariakontrolle im tropischen Afrika nimmt die frühzeitige mikroskopische Diagnose mit nachfolgender selektiver therapeutischer Behandlung eine zentrale Stellung ein. Im Rahmen des Projektes nachhaltiger struktureller Verbesserung von *Plasmodium falciparum*-Diagnostik und -Therapie in der Diozöse Soroti in Norduganda wurden unter Berücksichtigung von Feldtauglichkeit und Sozio-Ökonomie solarbetriebene Mikroskope mit LED-Beleuchtung sowie ein Protokoll zur Schnellfärbung eingeführt.**

Malaria ist für 5% aller weltweiten Todesfälle verantwortlich. 90% dieser Todesfälle betreffen Kinder unter fünf Jahren im tropischen Afrika. Zwischen 400–900 Mio. akute Fieberepisoden werden in den endemischen Gebieten Afrikas in dieser Risikopopulation jährlich behandelt, bei über der Hälfte werden Parasiten von Malaria tropica gefunden. Dennoch werden pro Jahr über 1.300 Mio. therapeutische Dosen von Malariamedikamenten verwendet. Durch diese unreflektierte Anwendung, die mit der Problematik steigender Medikamentenresistenz seitens der Parasiten einhergeht, wird sich diese Zahl klinischer Fälle in den nächsten 20 Jahren ohne effizienteren Einsatz präsenter Technologien verdoppeln (Breman, 2001).

Aber Malaria ist auch kostenintensiv. An direkten Kosten für Prävention und Behandlung und indirekten Kosten zum Beispiel durch Produktionsverlust entsteht eine wirtschaftliche Belastung von über 1,8 Milliarden US Dollar jährlich (Foster und Phillips, 1998).

Malaria stellte schon immer ein großes Gesundheitsproblem mit jährlich 70.000–120.000 Todesfällen in Uganda dar. Heute ist es das größte Problem für die Gesundheit der Population. Die Krankheit ist für 25–40% der Besuche in Gesundheitseinrichtungen, für 20% der Krankenhauseinweisungen und für 15% der Todesfälle in den Krankenhäusern verantwortlich. Auf Malaria bezogen ergibt sich eine malariaspezifische Todesrate von 37 pro 1000 in hochendemischen Gebieten (18/1000 in Gebieten mit geringerem Endemiegrad). Bei einem Kind unter fünf Jahren ereignen sich im Durchschnitt sechs klinisch manifeste Malaria-Episoden pro Jahr. Weiters wird ein zeitweiser Anstieg der Malaria-Neuerkrankungen durch abnorm starke Regenfälle verzeichnet, was sich 1994 sowie 1997 in Malaria-Epidemien ausdrückte.

Zu den direkten Auswirkungen der klinischen Episoden kommt noch eine nicht unerhebliche Morbidität (Häufigkeit von Erkrankungen) aufgrund von Infektionen mit wenigen Symptomen durch *Plasmodium falciparum* (Abb. 1). Daraus resultieren chronische Anämie (Blutarmut) bei Kindern und Schwangeren (hauptsächlich bei erstmals Schwangeren), Fehlgeburten, geringes Geburtsgewicht und vermindertes Wachstum bei Kindern. Schät-

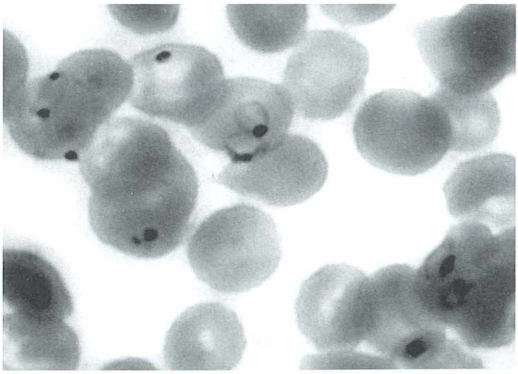


**Abb. 1: Trophozyten von *Plasmodium falciparum* (Siegelringstadien) in Erythrozyten.**

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

zungen ergaben, dass in Uganda die Leistungen der Schulkinder wegen Malaria um 60% vermindert sind. Ferner kann zerebrale Malaria bei Kindern unter fünf Jahren zu Halbseitenlähmung, zerebralen Lähmungen, Rindenblindheit, Taubheit und verminderten kognitiven Leistungen führen. Mütterliche Anämie, geringes Geburtsgewicht, Frühgeburten und Totgeburten wegen Malaria sind für fast 60% aller Fehlgeburten verantwortlich.

Malaria ist aber nicht nur die Ursache von Krankheit und Todesfällen, sondern hat auch einen wesentlichen Einfluss auf die soziale und ökonomische Entwicklung der Individuen, der Familien, der Gemeinden und der Nation. Eine arme Familie muss bis zu 25% des Haushaltseinkommens zur Therapie und Prävention von Malaria aufwenden. Die Familien werden hauptsächlich in den Regenzeiten, wo auch ein Großteil der Arbeit auf den Feldern anfällt, durch Malaria beeinträchtigt. Es existieren Schätzungen, dass solche von Malaria gezeichnete Familien im Vergleich mit anderen nicht beeinträchtigten Familien nur 40% der Ernte auf den Feldern erzielen.

Aus diesen Gründen kann Malaria nicht nur als Hauptursache für Krankheit und Tod in Uganda bezeichnet werden, sondern auch als eine der Hauptursachen für Armut und verzögerte sozio-ökonomische Entwicklung (Engl, 2003).

## Das Malariaprojekt: Geographie

Die Diözese Soroti liegt im Nordosten Ugandas an den Ufern des Kyogasees, der vom Victoria-Nil gespeist wird, auf einer Höhe von circa 1.000 Metern Meereshöhe. Die durchschnittlichen Mindest- und Maximaltemperaturen sind 15–20 °C (Juni/Juli) und 27–33 °C (Februar/März). Die jährlichen Niederschläge betragen 1.000–1.500 mm mit einer längeren Regenzeit von April bis Juni und einer kürzeren im Oktober/November. Die Landschaft ist im Allgemeinen flach, und jahreszeitliche Sümpfe und Bäche sind weit verbreitet. Die vorherrschende Vegetation ist trockene und feuchte Savanne. Das Gebiet hat eine niedrige Populationsdichte und die einzelnen dörflichen Ansiedlungen sind weit verstreut. Die Wohnstätte einer Familie besteht in der Regel aus zwei bis drei Hütten, die meisten mit Grasdächern und Wänden aus Flechtwerk und Schlamm. Die Straßen (meist Pisten oder Pfade) zu und in den Dörfern sind besonders in den Regenzeiten schwer bis nicht befahrbar. Das Hauptfortbewegungsmittel in den Dörfern sind Fahrräder und sehr viele Strecken werden auch zu Fuß zurückgelegt. Haupterwerbszweig in dem Gebiet ist Subsistenzlandwirtschaft, das heißt, es wird mit einfacher Technik hauptsächlich für den Eigengebrauch produziert. Die wichtigsten Produkte sind Hirse, Mais, Bohnen, Erdnüsse, Sesam, Maniok, Süßkartoffeln und Baumwolle. Viehzucht ist ebenfalls ein Haupterwerbszweig, aber die Jahre der Unruhen haben infolge von Viehdiebstahl und Überfällen aus Karamoja die Herden stark dezimiert (Onapa et al., 2001).

## Krisensituation Norduganda

Seit Juni 2003 hat sich die Sicherheitslage in den nördlichen Regionen Ugandas auf dramatische Weise verschlechtert. Auch die Diözese Soroti ist von Überfällen der Rebellen der Lord Resistance Army (LRA) betroffen. Die LRA verbreitet durch wahllose Plünderung, Mord und Entführung von Kindern zum Zweck der Rekrutierung von Kindersoldaten Angst und Schrecken. Die Überfälle bewirken, dass zeitweise bis zu 1,6 Millionen Personen auf der Flucht vor den Rebellen sind.

Als Auswirkungen dieser Massenflucht kommt es neben dem Terror, der verbreitet wird, zum einen zu Hungersnöten, da die Familien ihre Felder nicht bestellen können, zum anderen zum weitflächigen Zusammenbruch der medizinischen Versorgung in der Diözese. Ziel der Rebellen sind auch immer wieder medizinische Einrichtungen, die niedergebrannt werden.

## Evaluation der Malariadiagnostik vor Ort

Die Diagnose Malaria wird hauptsächlich auf Grundlage unspezifischer klinischer Symptome wie beispielsweise Fieber und Durchfälle gestellt. Eine mikroskopische Identifikation des Malariaparasiten in kleinen Gesundheitszentren, welche 90% der gesamten nationalen Gesundheitsleistungen erbringen, wird, wenn überhaupt, mit Hilfe von Spiegeln als Lichtquelle vorgenommen. Teilweise werden in größeren Gesundheitszentren sowie Krankenhäusern Autobatterien und kostenintensive Benzin/Diesel Generatoren als Stromquellen für

elektrisch beleuchtete Lichtmikroskope verwendet. Ein geringer Teil der Gesundheitseinrichtungen verfügt zwar über einen Anschluss an das lokale Stromnetz. Dieses ist aber von häufigen Ausfällen und starken Stromschwankungen gekennzeichnet. Oftmals werden aus Mangel an Ersatzteilen kurioseste Umbauten vorgenommen, welche die Qualität der optischen Leistung deutlich reduzieren. Monokulare Mikroskope sind ebenso keine Seltenheit. Die mangelhafte Beschaffenheit der lokal erhältlichen kostengünstigen Autobatterien, Färbesubstanzen und Immersionsöle verschlechtern zusätzlich zum Einsatz suboptimaler Mikroskope das mikroskopische Bild. Ein weiteres Problem stellt die unzulängliche Ausbildung des Laborpersonals dar, das neben der Mikroskopiertätigkeit als Mädchen für Alles in Gesundheitseinrichtungen agieren muss.

Der zur Malariadiagnostik gewonnene so genannte dicke Tropfen wird nach der Field A/B Färbung im WHO Plus System (Tabelle 1 und grauer Kasten) klassifiziert.

Die Katalogisierung nach dem WHO Plus System wird einer Ermittlung klinischer Malariafälle im holoendemischen Projektgebiet nicht gerecht, da aus Prä-Immunitätsgründen die Bevölkerung Parasiten positiv ist, aber keine Krankheitssymptome aufweist. Völlig unbrauchbar ist daher auch der teure Einsatz von Malaria-Schnelltests, welche wiederum nur nach dem Vorhandensein des Parasiten fahnden. Ungeachtet dessen werden diese Schnelltests aber in der Krisenregion von den überaus zahlreich anwesenden Hilfsorganisationen verwendet (Wernsdorfer und Werndorfer, 2004).

Erstaunlicherweise waren die umweltbedingten Schäden an begutachteten Mikroskopen durch Pilzbefall sowie den immer und überall vorhandenen Lehmsand trotz durchschnittlicher Einsatzzeit von 10–20 Jahren gering. Mangels Kenntnisse und Möglichkeiten zur Wartung und Pflege der Mikroskope in den Gesundheitseinrichtungen werden diese den privaten Serviceanbietern überlassen. Nicht selten kehren die Mikroskope dann funktionsuntüchtig, teilweise ausgeschlachtet, geradezu misshandelt an ihren Besitzer für teures Geld zurück. Besonders die Objektive und Okulare sind aber auch Ziel von Diebstahl sowie der Zerstörung durch Säureattacken bei Angriffen der LRA ausgesetzt.

**Tabelle 1: WHO Plus System.**

| | |
|---|---|
| ++++ | mehr als 10 Parasiten pro Feld im „dicken Tropfen" |
| +++ | 1–10 Parasiten pro Feld im „dicken Tropfen" |
| ++ | 11–100 Parasiten pro 100 Felder im „dicken Tropfen" |
| + | 1–10 Parasiten pro 100 Felder im „dicken Tropfen" |

**Schnellfärbung nach Field A/B** (modifiziert nach Bruce-Chwatt, 1986)

Präpariere drei Färbeküvetten (mind. 40 mm mal 100 mm) mit Lösung A, destilliertem Wasser und Lösung B
Tauche den Blutfilm 2–3 Sekunden in Lösung A
Wasche den Blutfilm 4–6 Sekunden in destilliertem Wasser (oder sauberem Regenwasser)
Tauche den Blutfilm 1 Sekunde in Lösung B
Wasche den Blutfilm wieder für 4–6 Sekunden in sauberem Wasser und stelle ihn zum Trocknen auf

Lösung A

| | |
|---|---|
| Methylenblau (medizinisch) | 0,8 g |
| Azur I | 0,5 g |
| Dinatriumhydrogenphosphat (anhydr.) | 5,0 g |
| Kaliumdihydrogenphosphat | 6,25 g |
| Destilliertes Wasser | 500 ml |

Lösung B

| | |
|---|---|
| Eosin | 1,0 g |
| Dinatriumhydrogenphosphat (anhydr.) | 5,0 g |
| Kaliumdihydrogenphosphat | 6,25 g |
| Destilliertes Wasser | 500 ml |

Die Phosphatsalze werden zuerst in separaten Gefäßen gelöst und die Färbemittel anschließend getrennt zugegeben. Nach 24 Stunden filtern und in zwei getrennten Flaschen aufbewahren.

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

**Tabelle 2: Trophozytenzählung. Entweder Stopp bei 200 Parasiten + restliche Parasiten im letzten Feld mit parallel gezählten Leukozyten oder Stopp bei 500 Leukozyten + restliche Leukozyten im letzten Feld mit parallel gezählten Parasiten.**

$$\frac{\text{Zahl der Parasiten} \times 8000}{\text{Zahl der Leukozyten}} = \text{Parasiten pro µl Blut}$$

Als Resümee der Felduntersuchungen konnte festgestellt werden, dass in den 13 Gesundheitszentren der Diozöse Soroti keine einzige gut funktionierende Dienstleistung nach den Kriterien einer rationalen Malariadiagnostik angeboten werden kann. Nur eines von drei regionalen Krankenhäusern hat neben einer Vielzahl privater und staatlicher Einrichtungen eine Bestimmung der Parasitämie via Trophozytenzählung (Tabelle 2) etabliert, womit auf eine Bevölkerung von fast zwei Millionen Einwohnern eine einzige Anlaufstelle zur zielgerichteten Malariabehandlung besteht.

## *Auswahl des Mikroskop-Prototyps und des Färbeprotokolls*

Nach intensiver Beratung wurde das von der Firma Zeiss produzierte Axiostar mit LED-Beleuchtung sowie der Plan-Optik als geeignetes Mikroskop zur Malariadiagnostik vor Ort gewählt (Abb. 2). Die Stromversorgung übernimmt dabei ein wieder aufladbarer 12 V Gelakku, der mit Hilfe eines Kleinsolarsystems (10 Watt) täglich für 40–60 Minuten aufgeladen wird. Eine Aluminiumbox der Firma Zarges dient zur Aufnahme und sicheren Lagerung der Materialien (Abb. 3).

Nach zahlreichen Testfärbungen im Feld wurde als realistisch anwendbare Färbung die Methode nach Giemsa (Abb. 4) für den dicken Tropfen als Goldstandard bei pH 6,9 für 20 Minuten ausgewählt. Der Objektträger wird dabei auf einer gebogenen Plexiglasscheibe mit dem dicken Tropfen nach unten gerichtet mit circa 2 ml 5% Giemsalösung unterfärbt und nach 20 Minuten mit sauberem Brunnen- oder Regenwasser gespült und luftgetrocknet (Abb. 5–6, weitere Fotodokumentation unter www.malaria-monitoring.org).

## *Einführung des Prototyps*

Der Prototyp wurde im Juli 2003 an fünf Tagen von zwei Laborassistentinnen und einem Tag im Labor des Wera St. Mikel Gesundheitszentrum Katakwi Distrikt in der Diozöse Soroti getestet. Als mobile Malariadiagnostikeinheit war er nach seiner Evaluation nach kurzem stationärem Einsatz in Wera für weitere vier Monate in einem provisorischem Gesundheitszentrum, welches täglich etwa 400–500 Patienten der umliegenden Flüchtlingslager in der Stadt Soroti versorgte, bis Mitte Januar 2004 im Dauerbetrieb.

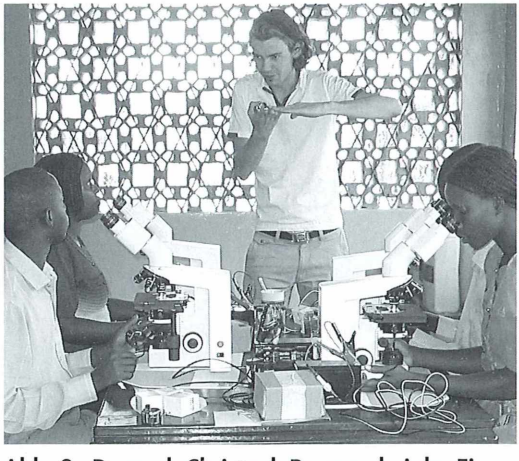


**Abb. 2: Dr. med. Christoph Prugger bei der Einweisung und Training zur Malariadiagnostik.**

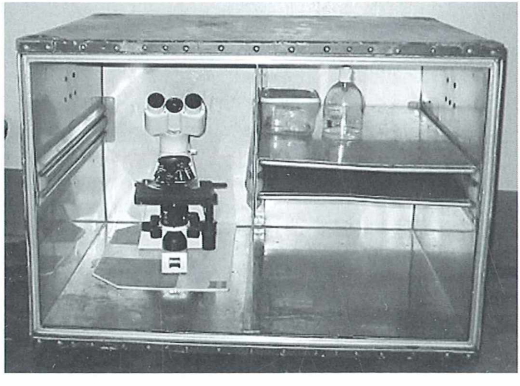


**Abb. 3: Aluminiumkiste zur Aufnahme von Mikroskop, Färbematerial, Gelakku und Solarsystem.**

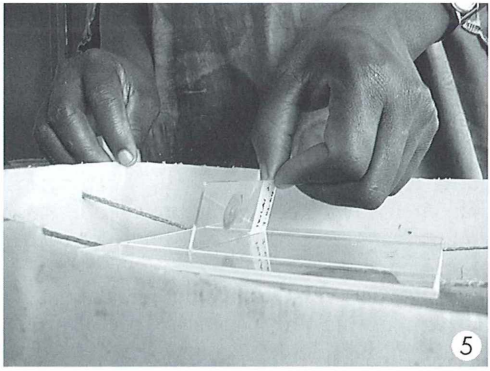
### *Evaluation des Prototyps und erstes Qualitätsmanagement*

Bereits im Oktober 2003 konnte eine erste Stichprobe von 120 gefärbten Proben mit beiliegenden Zählergebnissen aus Uganda gesichtet werden. Die Färbung war fortlaufend von guter Qualität, was sich auch an der zufriedenstellenden Dokumentation der Parasitämie und Plasmodienspezies widerspiegelte.
Direkt vor Ort konnte im Januar 2004 eine erste Analyse des Prototyps durchgeführt sowie ein Feedback des Laborteams eingeholt werden. Das optische sowie mechanische System des Mikroskops und die LED-Beleuchtung waren in bestem und sauberem Zustand. Einzig allein Kratzspuren identifizierten einen Anwendungsfehler durch fehlende Rücknahme der Optik bei Transport und Lagerung. Färbeutensilien und anderes Zubehör waren ihrem Gebrauch entsprechend in ordnungsgemäßem Zustand. Das Solarsystem und der Gelakku funktionierten einwandfrei, obwohl mehrmals der Ladezyklus nicht eingehalten wurde.

Positiv wurde ebenfalls das Färbeprotokoll in Sachen Zeitmanagement und Anwendungsfreundlichkeit bewertet; die Motivation und Zufriedenheit des Laborteams war deutlich zu spüren. Erfreulich war der sparsame Gebrauch der Giemsa Stammlösung und des Immersionsöls (GMP Firma Merck), welches die direkten Kosten für eine Probe im Vergleich zur vormals verwendeten Field A/B Färbung bis zu 50% bei gleicher Stückzahl reduzierte.

### *Weiterer Einsatz von Diagnostikeinheiten und Qualitätsmanagement*

Nach Modifikation von Geräteträger, Alubehälter und Trainingsmodulen wurden drei weitere Einheiten im Februar 2004 in den Gesundheitszentren Madera, Bukedea und Usuk eingesetzt. In einem erweiterten Trainingsprogramm wurde das therapeutische Team jedes Gesundheitszentrums, sowie je ein lokaler Qualitätsmanager und Projektkoordinator in Sachen Malaria-Management geschult. Ver-



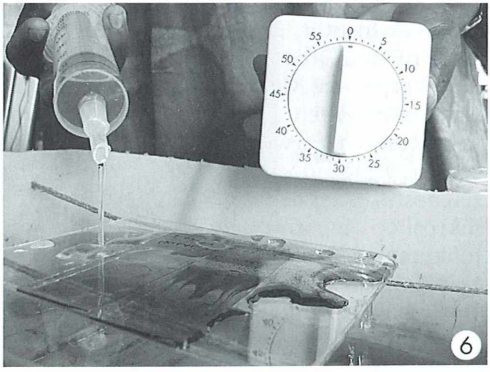




**Abb. 4: Überblick über das Färbematerial (Färbebank aus aufgeschnittenem Kanister). – Abb. 5: Auflegen des Objektträgers. – Abb. 6: Spülung mit modifizierter Blasenspritze.**

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

traglich wurde ein dreimonatiger zentraler Wartungs- und Pflegezyklus zwischen dem Projekt und den Vorständen der einzelnen Gesundheitszentren festgelegt. Dieser Vertrag beinhaltet neben einer symbolischen monatlichen Miete von 50 Cent, einem Stufenschema der Wartungskosten je nach Zustand der Diagnostikeinheit und Ersatz von Verbrauchsmaterial unter dem Selbstkostenpreis auch die Verpflichtung, nur im Rahmen des Projektes ausgebildetes Laborpersonal am Mikroskop einzusetzen. Projektkoordinator und Qualitätsmanager führen seitdem autonom den Lokalaugenschein, Stichproben von Färbung und Zählergebnissen sowie optional weitere Implementation und Betreuung von bis dato zehn zusätzlich geplanten Diagnostikeinheiten durch.

## *Resümee*

Technologien dienen den Menschen in vielfältigster Art. Sie sind unter speziellen Bedingungen entwickelt worden und können nicht problemlos in allen Ländern angewandt werden.
Krankenhaustechnik und Untersuchungsmethoden der Industriestaaten werden nicht selten exportiert ohne zu berücksichtigen, dass sie den lokalen Bedingungen in den Ländern des Südens nicht angepasst sind. Das tropische Klima, mangelnde Wasser- und Stromversorgung, fehlende Reparatur- und Wartungsmöglichkeiten sowie die oft unzureichende Ausbildung des medizinischen Personals werden oft unterschätzt.
Ignoranz der Vor-Ort-Bedingungen führt häufig zu mangelhaft funktionierenden technischen Einheiten, beispielsweise im Labor. Somit sind Fehldiagnosen nicht auszuschließen (Missionsärztliches Institut, 2004). Diese Aussage trifft im Kern auch die globalen Bemühungen im Kampf gegen die Malaria. Durch steigende Medikamentenkosten im Rahmen der bedrohlichen Resistenzentwicklung von Malaria tropica ist dringend eine rationale und leistbare Diagnostik nach dem Goldstandard unter dem Mikroskop im tropischen Afrika gefordert (Jonkman et al., 1995). Neben dem gefährlichen Halbwissen und der Kurzsichtigkeit vieler Strategien zur Kontrolle von Malaria sind aber auch technische Ausrüstung und Methodik mit Mängeln behaftet.
Im Rahmen der Projektvorbereitung wurde eine Vielzahl von Lichtmikroskopen namhafter Hersteller getestet. Viele dieser Produkte entsprachen bei weitem nicht den Anforderungen. So bestand oft nur eine unzulängliche Möglichkeit, diese entweder wirtschaftlich oder technisch auf Grundbedürfnisse umzurüsten. Zuletzt scheitert es auch an fehlendem Zubehör oder durchgängig guter Leistung von Elektrik, Optik und Mechanik. Die Nachrüstung mit Strom sparenden LEDs, technisch und qualitativ eine echte innovative Alternative zu den Spiegelmikroskopen, war leider vielmals im Sammelsurium unterschiedlicher Typen gleicher Hersteller nur teilweise oder gar nicht möglich. Bei der Begutachtung der eingesetzten Mikroskope im Feld in Uganda stachen die Produkte der Firma Zeiss in Sachen Zuverlässigkeit und Kompatibilität ins Auge. Das für afrikanische Dimensionen in seinem Grundpreis unerschwingliche Axiostar ist in seinem Preis/Leistungsverhältnis über die Zeit sicherlich eine gute Wahl, das angebotene Zubehör wird aber teilweise der Vor-Ort-Situation nicht gerecht.
Die gebogene Plexiglasplatte, die zur modifizierten Schnellfärbung mit Giemsa benötigt wird, kann überall in Afrika hergestellt werden. Plexiglas wird häufig als Glasersatz in Möbeln verwendet und fällt als kostengünstiger Verschnitt ab, kann ohne großen technischen Aufwand zugesägt und nach Erhitzung im Wasserbad gebogen werden. Die Unterfärbung mit 5% Giemsalösung bei 20 Minuten Färbezeit spart gegenüber den WHO Richtlinien zur 10% Giemsabeschichtung nicht nur über 10 Minuten Färbezeit und Materialkosten, sondern liefert auch qualitativ ein sichtbar besseres Ergebnis bei der Betrachtung mit dem Mikroskop. Die Giemsafärbung bietet im Vergleich zu Field A/B ein erweitertes Spektrum an Darstellung von Blutparasiten, die vor allem im tropischen Afrika eine Rolle spielen und als wichtige Zufallsbefunde in der Projektarbeit registriert wurden.
Neben der frühen spezifischen Diagnostik als zentrales Werkzeug in der Malaria-Kontrolle Afrikas dient das Mikroskop aber auch in Problemfeldern, die in westlichen Ländern nicht bekannt sind. So werden zum Beispiel Sicherheitsmerkmale an Verpackungen von Malariamedikamenten wie Hologramme gegenüber weit verbreiteten Arzneimittelfälschungen mit Hilfe des Mikroskops identifiziert.
Von vitaler Bedeutung ist aber auch das notwendige Zubehör zum Mikroskop als diagnos-

tische Einheit. Eine netzunabhängige kostengünstige Lösung für die Beleuchtung muss angestrebt werden. Spiegel haben in der Regenzeit mit einer dicken Wolkenschicht, die parallel mit erhöhter Malaria-Transmission einhergeht, nur eingeschränkten Sinn. Ebenfalls sieht man keinen Afrikaner aus soziokulturellen Gründen freiwillig in der prallen Sonne arbeiten und Laborräume in den Gesundheitszentren bieten selten vernünftige Sonnenbestrahlung.

Eine sichere, kompakte Lagerung der Einheit inklusive autonomer Stromversorgung in einem mobilen Alubehälter hat sich sehr bewährt. Nicht nur Naturgewalten wie Hochwasser machen eine schnelle Evakuierung notwendig und garantieren den weiteren Einsatz, sondern auch so manches in gewalttätigen Konfliktzeiten rechtzeitig vergrabenes Mikroskop hat hernach seinen rechtmäßigen Besitzer wieder gefunden. Eine lange Lebenszeit verspricht auch eine zweckmäßige und gut isolierende Staubschutzhülle, die nicht nur vor Schmutz, sondern auch vor diversen Kleintieren und Insekten schützt. Die Stromversorgung über einen wartungsfreien und in Sachen Wiederaufladung unkritischen Gelakku wurde anderen anfälligeren Lösungsmöglichkeiten wie einer Motorradbatterie vorgezogen.

### *Danksagung*

Die Autoren möchten sich herzlichst bei der Südtiroler Landesregierung, dem Missionsamt Brixen-Bozen und der Dreikönigsaktion Wien für die finanzielle Förderung, bei den Professoren G. Wernsdorfer und W. H. Wernsdorfer für Ihre wertvolle Expertise und dem Team des St. Mikel Gesundheitszentrums unter der Leitung von Frau Freda Akello sowie Rev. Father Deogratias Tembo für Ihre hilfreiche Hand bedanken.

### *Literaturhinweise*

Breman, J. G.: The ears of the hippopotamus: manifestations, determinants, and estimates of the malaria burden. American Journal of Tropical Medicine Hygiene *64* (Beilage), 1–11 (2001).

Bruce-Chwatt, L. J.: Essential Malariology. 2. ed., William Heinemann Medical Books Ltd., London 1986.

Engl, M.: Malariologisch-epidemiologische Basisuntersuchungen an Schulkindern im ländlichen Uganda. Dissertation Universität Wien, Seiten 3–15 (2003).

Foster, S., Phillips, M.: Economics and its contribution to the fight against malaria. Annuals of Tropical Medicine and Parasitology *92*, 391–398 (1998).

Jonkman, A., Chibwe, R. A., Khoromana, C. O., Liabunya, U. L., Chaponda, M. E., Kandiero, G. E., Molyneux, M. E., Taylor. T. E.: Cost-saving through microscopy-based versus presumptive diagnosis of malaria in adult outpatients in Malawi. Bulletin World Health Organisation *73*, 223–227 (1995).

Missionsärztliches Institut Würzburg: Angepasste Technologie im Gesundheitswesen; http://www.uni-wuerzburg.de/missio/ags/approtech/index.html (download 20.05.2004).

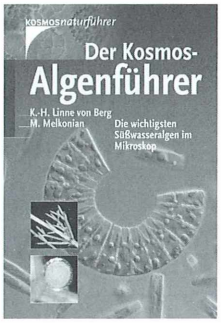
Onapa, A. W., Simonsen, P. E., Pedersen, E. M., Okello, D. O.: Lymphatic filariasis in Uganda: baseline investigations in Lira, Soroti and Katakwi districts. Transcription Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene *95*, 161–167 (2001).

Wernsdorfer, G., Wernsdorfer, W. H.: Malaria at the turn from the 2nd to the 3rd millineum. Wiener klinische Wochenschrift *115* (Beilage), 2–9 (2004).

*Verfasser:* Ulrich Gerstner, Michael Engl und Christoph Prugger, Abteilung für spezifische Prophylaxe und Tropenmedizin, Kinderspitalgasse 15, A-1095 Wien, e-mail: ulrich.gerstner@malaria-monitoring.org, Fax: ++49 (0) 121 25 11 50 87 92; Stephen Ssekandi, GITT Uganda, Global Innovations and Technical Transfers, P.O. Box 6511 Kampala, Uganda, East Africa, Tel.: +256 41 349055, e-mail: gitt@starcom.co.ug

KOSMOS

Erstmals mit Farbfotos!




- Die wichtigsten Süßwasseralgen Mitteleuropas im Mikroskop
- Sammeln, Bestimmen und Kultivieren
- Durchgehend mit Farbfotos illustriert

Linne van Berg/Melkonian
**Der Kosmos-Algenführer**
368 Seiten, 783 Farbfotos
€ /D 34,90; € /A 35,90; sFr 57,70
ISBN 3-440-09719-6

www.kosmos.de

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

Mikro-Ufo

# „Stein"-Pilz auf Glaukonit?

**Während eines Urlaubs am Bodensee fand unser Leser E.-A. Schlichting (Triftstr. 16, D-31036 Eime, Tel. 0 51 82/64 56) bei einem Spaziergang am 24. 9. 2003 auf einem durch die Winzer angelegten Wirtschaftsweg in einem Weinberg einen durch die Nässe eines Regenschauers kräftig grün schimmernden Stein. Der genaue Fundort: Etwa ein Kilometer östlich des Zentrums von Meersburg in der Feldmark Beim Wetterkreuz, südlich der Straße Hohenweg, der durch die Weinberge von Meersburg nach Hagnau führt.**

Zu Hause, so berichtete E. A. Schlichting, betrachtete ich den Stein unter dem Stereo-Mikroskop und entdeckte in seinen tiefsten Stellen kleine, dem Stein aufsitzende Organismen (Abb. 1). Die pilzähnlichen Gebilde bestehen aus einem schirmartigen Deckel von rund einem Zehntel Millimeter Durchmesser (0,1 mm) sowie einem Stiel von etwa 0,08 Millimeter Höhe und Durchmesser, der innen hohl ist. Die Färbung ist ein reines Weiß.

Bei stärkerer Vergrößerung zeigt sich, dass der Deckel aus zwei Schichten besteht. Die obere oder äußere Lage ist ein hauchfeines Deckelchen in der Form eines flachen Kegels mit etwa 25 konzentrisch angeordneten Strahlen, zwischen denen sich rillenartige Vertiefungen befinden. Die zweite Lage ist eine im Durchmesser etwas geringere, strukturlose Schicht, ähnlich einem flachen Wattescheibchen. Sie zentriert offensichtlich den kleinen Deckel im hohlen Stiel.

Hebt man den gestreiften Hut des „Pilzchens" vom hohlen Stielchen ab, hängt an seiner Unterseite eine winzige Kugel einer roten Flüssigkeit. Im Durchlicht-Hellfeld betrachtet erkennt man verschieden große Tröpfchen von offenbar hydrophobem Charakter, in denen sich dunkle Strukturen mit Eigenbewegung zeigen (Bakterien?) (Abb. 2).

Bei längerer Betrachtung sieht man, dass diese Tröpfchen schrumpfen, es werden Einschnitte gebildet und es kommt zu ihrer Verformung (Abb. 3). Im Phasenkontrast erkennt man zwischen und in den roten Tröpfchen deutlich Organellen, die hier dunkelblau-grau wirken, im differentiellen Interferenzkontrast jedoch als weiße Punkte erscheinen. Daneben sieht man kreisrunde Gebilde, die wesentlich kleiner als die roten Tröpfchen sind. Die Lichtbrechung im Inneren deutet auf einen Zellkern hin. Im Fluoreszenz-Mikroskop zeigt sich in Tröpfchen und Hülle kein Hinweis auf chlorophyllhaltige Plastiden.

Eine weitere Untersuchung des roten Inhaltstoffes eines „Stempels" geschah nach etwa vier Monaten. An der Peripherie des rötlichen Flecks sah man kugelförmige Gebilde (Sporen?) von weitgehend gleicher Größe. Eine weitere Vergrößerung einer solchen vermutlichen Spore auf 2000fach im Dunkelfeld zeigte

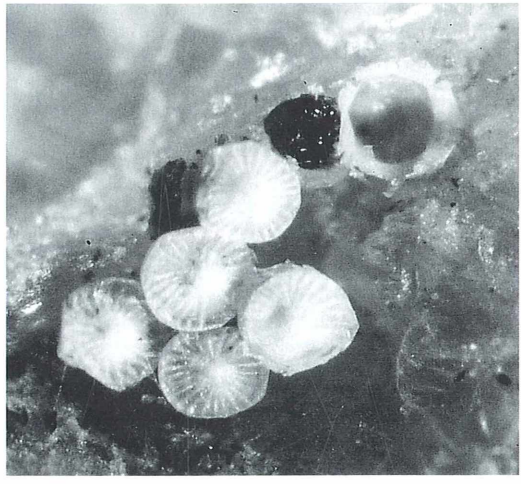


**Abb. 1: Eine Gruppe des unbekannten Organismus auf einem Stein. Vergr. 100fach.**

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

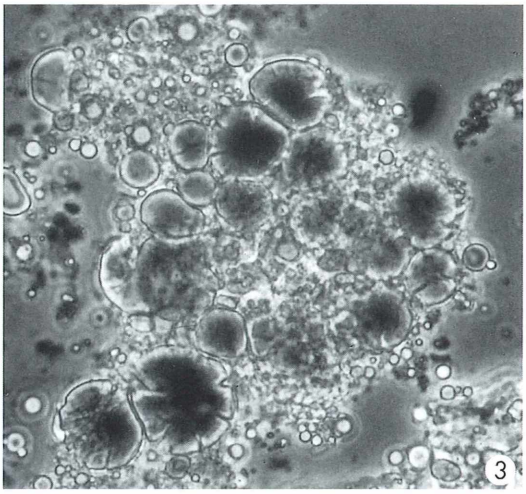



**Abb. 2: Rote Kügelchen (ev. Sporen) des Mikro-Ufos, daneben wesentlich kleinere gelb leuchtende, kreisrunde Gebilde, die auf Sporen hindeuten. Vergr. 1400fach. – Abb. 3: Rote Kügelchen mit Einkerbungen (möglicherweise geschrumpft). Vergr. 1400fach.**

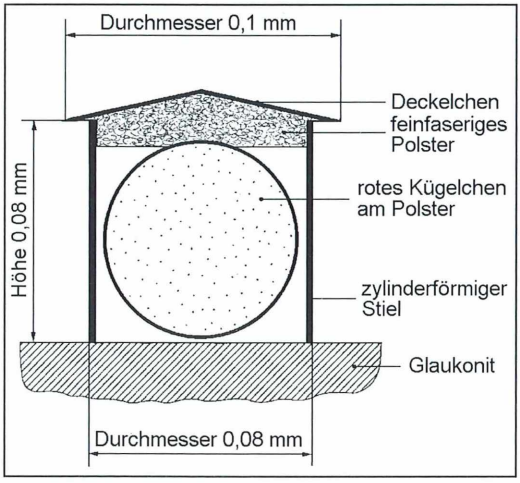



**Abb. 4: Vereinfachte, schematische Darstellung des unbekannten Organismus.**

im Inneren der Kugel weitere, kleine kugelförmige Teilchen. Am 9. 6. 2004 lebte noch ein Organismus von ehemals 25 Stück.
Abbildung 4 zeigt in einem Schema zusammengefasst den Aufbau des unbekannten Organismus. Hinweise zur Aufklärung des Mikro-Ufos werden gerne entgegengenommen.

***Literaturhinweis***

Tann, S. (Hrsg.): Der Bodenseekreis. Ein Führer zu Natur, Geschichte und Kultur. Verlag Robert Gessler, Friedrichshafen 1998.

Redaktion MIKROKOSMOS

Eine gute Idee

... für Ihre Weihnachts-botschaft an Ihre Kunden:

**Weihnachtskarten der Lebenshilfe!**

Mit Eindruckservice.
Bitte Katalog anfordern:

Lebenshilfe für Menschen mit geistiger Behinderung e.V., Versand, Postfach 2266, 52469 Alsdorf, Tel.: (0 24 04) 98 66 25, Fax: (0 24 04) 98 66 22 oder www.lebenshilfe-shop.de

**Mit Ihrer Bestellung helfen Sie behinderten Menschen.**

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


# Aus der Haut gefahren – Beobachtungen an Exuvien des „Urzeitkrebses" *Triops longicaudatus*

Hans-Jürgen Voß

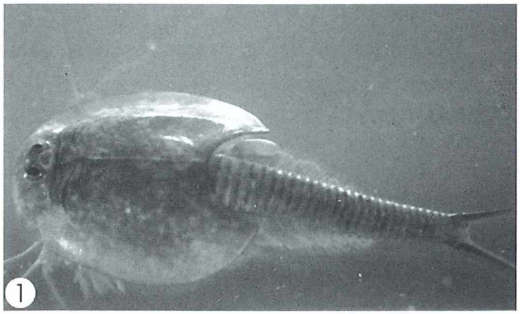
**In den letzten zwei bis vier Jahren sind Experimentierkästen im Handel erhältlich, die sich an interessierte Kinder wenden und die Aufzucht und Beobachtung von so genannten Urzeitkrebsen beinhalten. Bei diesen Urzeitkrebsen handelt es sich um den Vertreter *Triops longicaudatus*, einer Art, die aus kalifornischen Reisfeldern stammt und auch vergleichbare Biotope in Japan besiedelt.**

In Mitteleuropa ist die Gattung *Triops* nur durch eine einzige Art, nämlich den Großen Rückenschaler *Triops cancriformis* repräsentiert, der eine Körperlänge von fast 11 cm erreicht! Diese und andere Arten von Urzeitkrebsen sind – obwohl schon sehr lange bekannt – in der Natur sehr selten zu finden. Die erste wissenschaftliche Beschreibung von *Triops cancriformis* geht auf das Jahr 1732 zurück, wo dieses Tier mit dem ungewollt komischen Namen „Floß-füßiger See-Wurm mit dem Schild" bezeichnet wurde (Frisch, 1732). Auch der Dichter Johann Wolfgang von Goethe war in seiner Jenaer Zeit im Jahre 1806 diesen Tieren begegnet, die offenbar *vom Himmel regneten* und für kurze Zeit Wasser gefüllte Radspuren, Pfützen und kleine, sandige Tümpel bevölkerten. Er war sofort fasziniert von diesen Lebewesen und obwohl er sogleich eine Geldprämie aussetzte, konnten ihm jedoch keine weiteren Exemplare für nähere Studien zugänglich gemacht werden. In jüngster Zeit wurden die Urzeitkrebse durch die Arbeiten der österreichischen Biologen E. Eder und W. Hödl von der Universität Wien einer breiteren Öffentlichkeit bekannt gemacht. So brachten unter anderem *Die Zeit* in der Ausgabe vom 7. Mai 1999 und das Magazin *Spiegel – spezial* (11/1998) jeweils einen größeren Artikel über die Urzeitkrebs-Aktivitäten der Wiener Forscher und von April bis November des Jahres 1999 war eine Ausstellung im Nationalpark-Informationszentrum Illmitz/Seewinkel (Österreich) ebenfalls ganz diesen Tieren gewidmet.

## *Urzeitkrebse – Oldtimer der Evolution*

Bei den heute lebenden Urzeitkrebsen unterscheidet man drei Ordnungen der Klasse Branchiopoda (Kiemenfußkrebse). Namen gebend sind die zarten Blattbeine, die in ursprünglicher Weise gleichzeitig der Atmung, der Fortbewegung und dem Nahrungserwerb dienen. Von den übrigen Kiemenfußkrebsen, den Cladocera, die den Mikroskopikern als Wasserflöhe oder Daphnien bekannt sind, unterscheiden sich die Urzeitkrebse vor allem durch ihre Körperlänge von mindestens 1 cm und durch die höhere Anzahl von Blattbeinen. Die drei Taxa Anostraca, Notostraca und Conchostraca sind an kurzfristig Wasser führende Tümpel, so genannte astatische Kleingewässer hervorragend angepasst und unterscheiden sich nicht nur deutlich in Körperform, sondern auch in Lebens- und Ernährungsweise. So sind die Anostraca oder Feenkrebse Freiwasserformen, die auf dem Rücken schwimmend organische Schwebepartikel aus dem Wasser filtrieren. Im Körperbau unterscheiden sie sich von den beiden anderen Taxa durch ihre gestielten Komplexaugen und das völlige Fehlen eines Körper bedeckenden Schildes. In der heutigen Gestalt sind die anostraken Krebse seit dem Jura, also seit etwa 190 Mio. Jahren bekannt.

Die Conchostraca oder Muschelschaler sind seit dem Silur vor circa 435 Mio. Jahren bekannt und damit die älteste in unveränderter Gestalt auftretende Ordnung der Urzeitkrebse. Es handelt sich bei ihnen um relativ kleine,



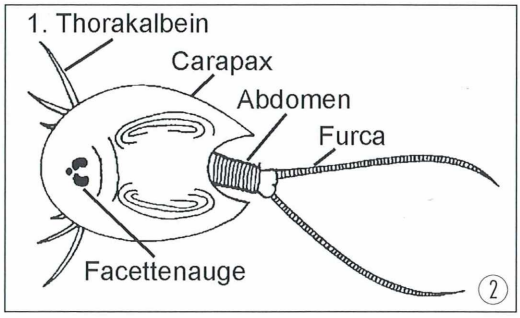



**Abb. 1:** ***Triops longicaudatus*****, Lebendaufnahme. – Abb. 2:** ***Triops longicaudatus*****, Schemazeichnung.**

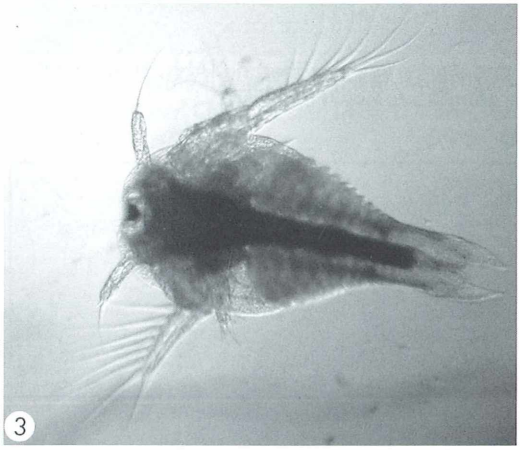


**Abb. 3: Larvenstadium von** ***Triops longicaudatus*****.**

etwa 1 cm große Krebse, deren Körper von einer zweiklappigen Schale umhüllt ist. Die meisten conchostraken Krebse leben versteckt im Bodenschlamm astatischer Kleingewässer, wo sie organisches Material herausfiltern.
Die Notostraca oder Rückenschaler hingegen sind am Boden wühlende Allesfresser, die sich mit kräftigem Kiefer von Wasserpflanzen und Tieren gleicher Größe ernähren. Bei zu enger Haltung – wie es zum Beispiel bei den eingangs erwähnten Experimentierausrüstungen der Fall sein kann – kann auch Kannibalismus beobachtet werden. Notostrake Krebse sind seit der Trias (220 Mio. Jahren) in ihrer Gestalt unverändert geblieben und gelten zusammen mit den beiden anderen Ordnungen als ein Musterbeispiel für lebende Fossilien (Thenius, 1995; Abb. 1).

Der Gattungsname *Triops* bedeutet so viel wie Dreiauge, da neben den beiden Komplexaugen noch ein kleineres Medianauge vorhanden ist. *Triops longicaudatus* aus dem Experimentierkasten erreicht bei guter Pflege und Zucht eine Länge von etwa 5 cm. Der Rückenschild, der Kopf und Rumpf bedeckt, ist ein Verschmelzungsprodukt aus Seitenfalten des vorderen Kopfes und des Rumpfpanzers. Die vorderen Rumpfsegmente tragen je ein Beinpaar, die hinteren dagegen mehrere, so dass insgesamt bis zu vierzig Beinpaare vorhanden sein können. Die letzten Segmente sind beinlos, am Schwanzsegment sind zwei lange Anhänge als Furca vorhanden (Abb. 2).

### *Sie fahren aus der Haut*

Obwohl die Urzeitkrebse aufgrund ihrer zum Teil beeindruckenden Größe nicht gerade in die für Mikroskopiker interessante Größenklasse gehören, stellen sie sowohl aus allgemeinbiologischer als auch aus mikroskopischer Sicht ein interessantes Untersuchungsobjekt dar.
Ein bis zwei Tage nach Ansetzen einer Zucht sind im Becken kleine weiße Pünktchen erkennbar. Diese Naupliuslarven besitzen ein Auge vorn am Körper und drei Paare beinchenartiger Gliedmaßen, mit denen sie sich ruckweise durch das Wasser bewegen und feinste Schwebstoffe aus dem Wasser filtrieren (Abb. 3). Die Entwicklung vollzieht sich – in Anpassung an die Lebensweise in einem astatischem Gewässer – im Eiltempo! Man kann von Tag zu Tag einen deutlichen Längenzuwachs verzeichnen. Die abgebildete Larve ist etwa drei Tage alt, besitzt noch das Naupliusauge, zeigt aber durch die Differenzierung des ersten Beinpaares und der

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

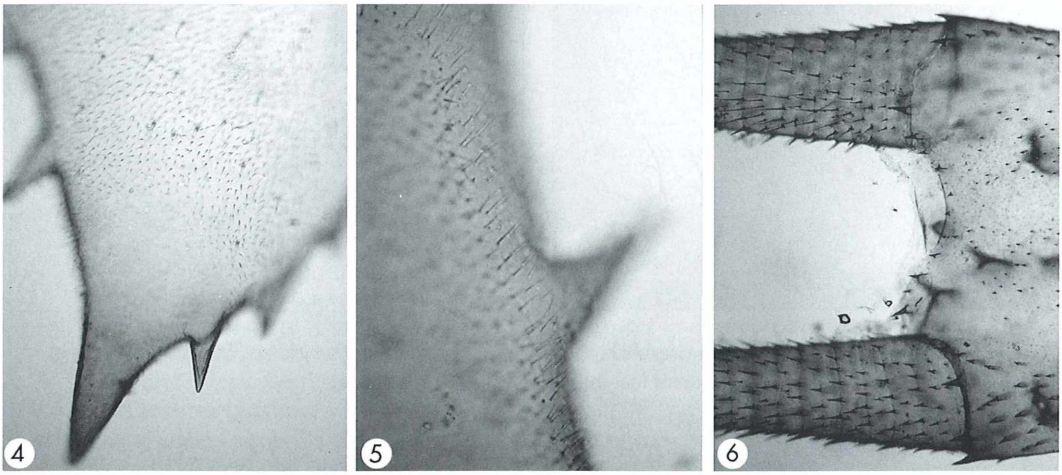



**Abb. 4 und 5: Carapax-Rand bei schwacher (Abb. 4) und stärkerer Vergrößerung (Abb. 5). Man achte auf den Besatz mit feinen Chitinborsten. – Abb. 6: Übergang Abdomen/Furcaläste.**

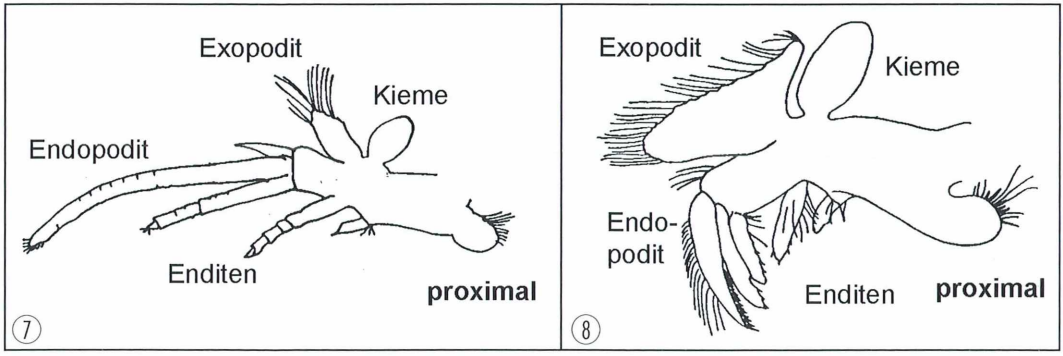



**Abb. 7: Merkmale des 1. Thorakalbeins. – Abb. 8: Bein aus dem mittlerem Körperabschnitt.**

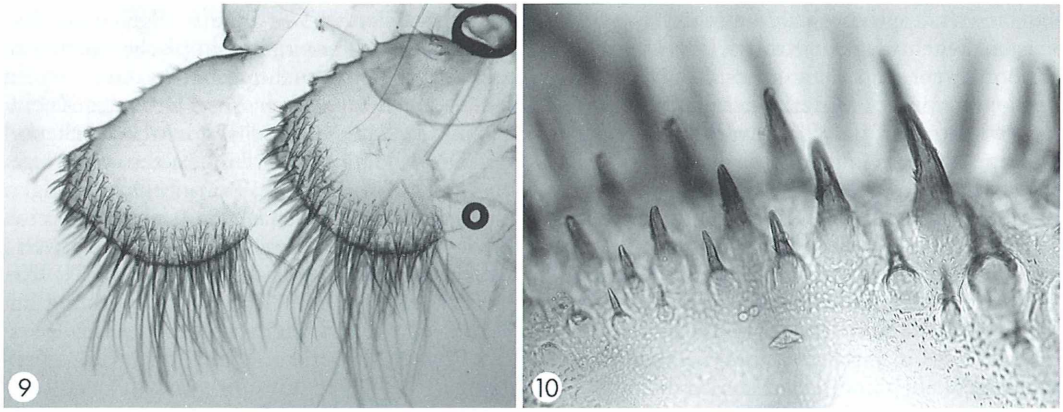



**Abb. 9 und 10: Blattbeinelemente aus dem vorderen Körperabschnitt bei schwacher (Abb. 9) und stärkerer Vergrößerung (Abb. 10). Man achte auf den Besatz mit kräftigen, kurzen Chitindornen.**

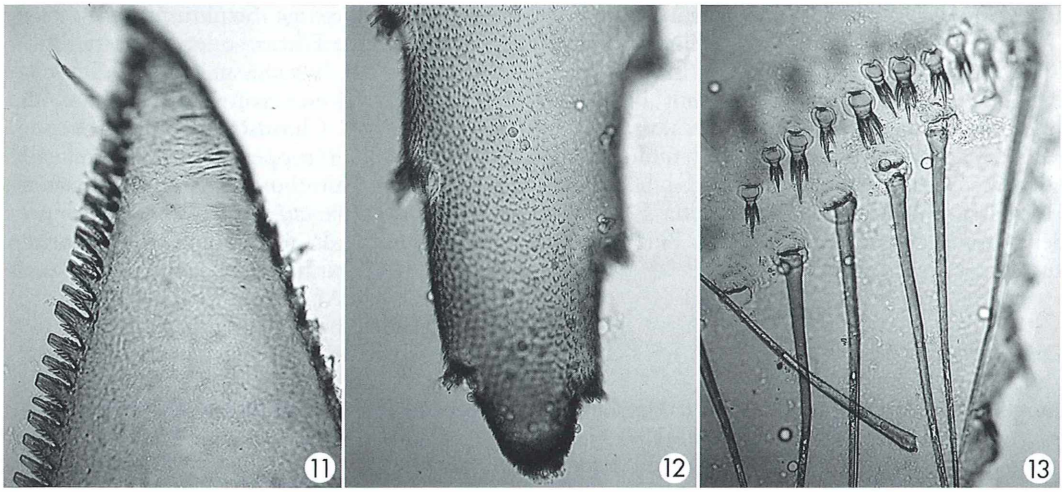



**Abb. 11–13: Blattbeinelemente mit kammartigen Chitinstrukturen (Abb. 11) und mit in Büscheln zusammengefassten Chitinborsten (Abb. 12 und 13).**

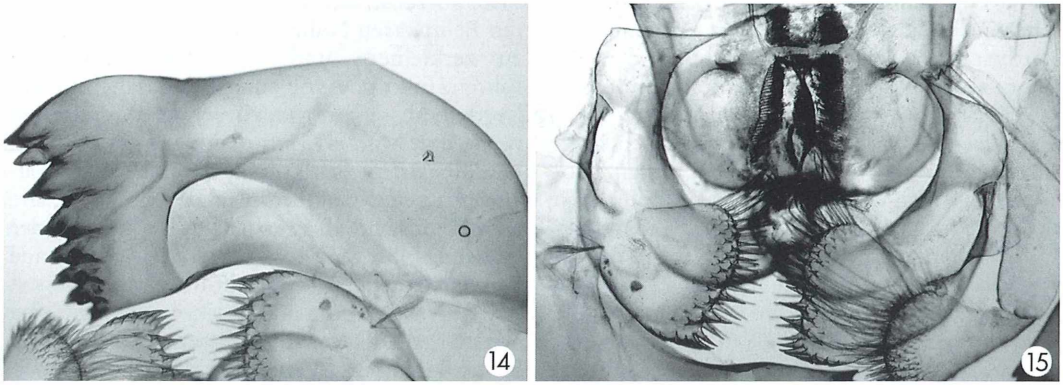



**Abb. 14 und 15: Mandibel (Abb. 14) und Mundwerkzeuge (Abb. 15) von *Triops longicaudatus*. Im unteren Bildabschnitt von Abbildung 15 ist das Labrum sowie die schlitzförmige, mit feinsten Borsten ausgekleidete Mundöffnung erkennbar.**

Absetzung des Hinterleibes schon Merkmale eines erwachsenen *Triops* (Abb. 4). Nach etwa 6–8 Tagen haben sich aus den Larven etwa 10 mm lange Individuen entwickelt, die schon die spätere *Triops*-Gestalt zeigen, was man an dem Rückenschild und dem verlängerten Hinterleib deutlich erkennen kann. Wie jedes Krebstier besitzt *Triops* ein Außenskelett aus Chitin. Da diese Außenhülle nicht mit wächst, müssen sie sich noch einige Male häuten bis die Endgröße erreicht ist. Die zu klein gewordenen, abgestreiften durchsichtigen Chitinhüllen, die Exuvien lassen sich leicht aus dem Wasser herausfischen und für eine mikroskopische Untersuchung vorbereiten: Viel Wasser und zwei Präpariernadeln helfen beim Ausbreiten der dünnhäutigen Gebilde.

### *Ritter mit rauer Schale*

Der mit bloßem Auge glatt erscheinende Rückschild zeigt bei schwacher Vergrößerung im Randbereich auffällige Zacken (Abb. 4) und auf der Oberfläche feinste Borsten (Abb. 5). Auch der Übergangsbereich Abdomen/Furcal-

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

äste sieht durch die Bedornung recht bizarr aus (Abb. 6). Welche Bedeutung die feinen Borsten für das Tier haben, darüber lässt sich bestenfalls spekulieren. Vielleicht kommt ihnen ja eine Sinnesfunktion zu? Wenn man den Rückenpanzer genauer absucht, findet man auch die Stelle, wo sich die Augen befinden. Hier lässt sich deutlich erkennen, dass die beiden großen Augen aus winzigen Einzelaugen zusammengesetzt sind.

## Zeigt her eure Beine

*Triops longicaudatus* besitzt 50–70 Blattbeine, die für das Tier regelrechte Universalwerkzeuge darstellen. Mit den Füßchen können sie auf geeigneten Substraten stehen oder sich festhalten. Vor allem die vorderen Paare können geschickt bewegt werden, so dass schnelles und langsames Schwimmen ermöglicht wird. Außerdem wühlt *Triops* mit den vorderen Beinen im Bodengrund nach Genießbarem. Die hinteren Blattbeinchen dienen hauptsächlich der Atmung, sie sind sprichwörtlich dünn und flach wie ein Blatt.

Die Extremitäten von *Triops* zeigen einen komplizierten Aufbau. Am Beispiel des ersten Thorakalbeines und eines Beines aus dem mittleren Körperabschnitt (Abb. 7 und 8) kann man kurz diesen als ursprünglich oder primitiv geltenden Aufbau erläutern. An den Beinen ist zunächst eine gegliederte Hauptachse erkennbar, die Außenanhänge (= Lateral) und Innenanhänge (= Medial) aufweist. Die proximalen (= körpernahen) Außenhänge entspringen direkt am Basisglied und haben bei *Triops* Kiemenfunktion. Der darauf folgende Außenanhang wird als Exopodit bezeichnet. Von außen nach innen folgen dann der Endopodit und die vier Enditen.

Entsprechend den vielfältigen Funktionen, die den Beinen zukommen, unterliegen die Außen- und Innenanhänge vielerlei Umformungen, Reduktionen und sekundären Aufgliederungen über deren funktionelle Bedeutung man jedoch herrlich spekulieren kann. So lassen sich im vorderen Körperabschnitt rundliche Blattfüße finden, die mit starken Chitindornen besetzt sind (Abb. 9 und 10). Es ist daher gut vorstellbar, dass diese Gebilde beim Wühlen im Bodengrund oder zum Ergreifen von Nahrungsteilen dienlich sind. Zum Hinterende gelegen sind wiederum Abschnitte erkennbar, bei denen die Blattfüße kammartige Strukturen aufweisen, die vielleicht eine Filtrier- oder Sortierfunktion haben (Abb. 10). Es tauchen vor allem im mittleren Bereich Formen von Blattfüßen auf, die keine größeren Chitinstrukturen aufweisen, dafür aber in Gruppen zusammenstehende gleichförmige Chitinborsten oder -röhrchen erkennen lassen, die möglicherweise der Sinneswahrnehmung dienen könnten. Derartige Gruppen von Chitinröhrchen findet man auch in regelmäßigen Abständen auf den im Kopfbereich liegenden Beinabschnitten (Abb. 11 und 12). Es bedarf wenig Fantasie, sich vorzustellen, dass *Triops* mit diesen Einrichtungen potenzielle Beutetiere aufspürt, die sich durch Geruch, Geschmack und Bewegung bemerkbar machen. Es lassen sich auch Blattbeine entdecken, die mit feinsten kammartigen Gebilden besetzt sind, denn diese Beine können auch Schwebeteilchen aus dem Wasser filtrieren und der Mundöffnung zu führen.

*Triops*-Krebse sind in der Lage, mit den vorderen Beinpaaren Nahrungsbrocken zu ergreifen, zu zerkleinern und zur Mundöffnung zu führen. Eindrucksvoll stellen sich daher die am Vorderende des Körpers liegenden Mundwerkzeuge dar. Man erkennt deutlich zwei kräftige, mandibelartige Strukturen, die mit spitzen, sägezahnartigen Chitinzähnen bewehrt sind, die ganz offensichtlich zum groben Zerkleinern der Nahrung dienen. Beobachtet man fressende *Triops*-Individuen – die mitunter zum Fressen die Rücklage einnehmen – so kann man eine Vorstellung davon bekommen, mit welcher Schnelligkeit die beiden gegeneinander arbeitenden Mandibeln die Nahrung zerraspeln. Ferner sind kleinere Mundwerkzeuge erkennbar, die mit Borsten und kräftigen Dornen versehen, die abgesägten Nahrungsteilchen festhalten, weiter verarbeiten, zerkleinern und letztlich in die mit feinen Borsten ausgekleidete Mundöffnung schieben (Abb. 14 und 15). Die schmale Mundöffnung wird von einer chitinigen Platte, der Oberlippe (Labrum), bedeckt und ist mit feinen Borsten ausgekleidet.

## Wie geht's weiter?

Wer sich für Urzeitkrebse interessiert, findet vor allem im Internet weitere Informationen über die Zucht und das Vorkommen dieser Tiere. Unter den Stichworten *Triops*, Urzeitkrebse oder tadpole shrimps kann man sich mit

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


Hilfe einer Suchmaschine eine schier unerschöpfliche Adressensammlung zusammenstellen. Unter den vielen Adressen sei www.urzeitkrebse.at empfohlen, denn dort haben die einleitend erwähnten Wiener Forscher ausführliche Informationen und weitere Links, besonders zu den europäischen Urzeitkrebsen zusammengestellt. Unter www.urzeitkrebse.de sind Aufzuchtprotokolle und Links zu Internetanbietern von *Triops*-Zuchtansätzen zu finden.

### Literaturhinweise

Eder, E., Hödl, W.: Bestimmungshilfen zur Erkennung heimischer Anostraca, Notostraca und Conchostraca. Stapfia *42*, 11–136 (1996).

Frisch, J. L.: Beschreibung von allerley Insecten in Teutschland. 10. Theil. Berlin 1732.

Schildhauer, R.: Experimentierkasten Anleitung – *Triops*. Franckh-Kosmos-Verlags-GmbH & Co., Stuttgart 2001.

Thenius, E.: Lebende Fossilien – Oldtimer der Tier- und Pflanzenwelt; Zeugen der Vorzeit. Verlag Dr. F. Pfeil, München 2000.

*Verfasser:* Dr. Hans-Jürgen Voß, Am Dornbusch 42, D-46244 Bottrop,
e-mail: tichy-voss@t-online.de

Nachricht

## Anmerkungen zur Kürbiswurzelanatomie

Unser Leser Detlef Kramer schickte uns eine Anmerkung zum Kürbisartikel von Herrn Thormann (2004). Er wunderte sich über die dargestellte Anatomie der Kürbiswurzel: *Die großen Zellen in dem Wurzelquerschnitt des Kürbisses sind natürlich Xylem-Gefäße, die offenbar zu einem Ring von offen-kollateralen Leitbündeln gehören. Leider ist dies überhaupt nicht typisch für die Wurzel einer Dicotylen.* Zur Kontrolle fertigte Herr Kramer Schnitte einer Wurzel von *Cucurbita pepo* an (Abb. 1). Sie zeigen die für Dicotylen typische Anordnung der Leitelemente in Form eines hexarchen Zentralzylinders. Dieser kann auch tetrarch oder pentarch sein.

Der von Herrn Thormann ausgewählte Schnitt muss daher etwas anderes darstellen. Bei Metcalfe and Chalk (1957) gibt es einen kurzen Hinweis, dass bei bestimmten Arten der Cucurbitaceen Speicherorgane (tuberous roots) vorkommen, bei denen einzelne Xylem-Stränge im Grundgewebe gefunden werden. Das passt zwar auch nicht ganz, aber es ist auch keine Abbildung dabei. Vielleicht ist das ein Hinweis auf die richtige Interpretation von Herrn Thormanns Wurzelbild.

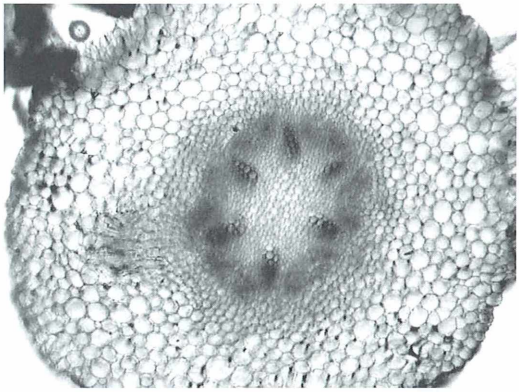


**Abb. 1: Wurzelquerschnitt von *Cucurbita pepo* mit hexarchem Zentralzylinder.**

### Literaturhinweise

Metcalfe, C. R., Chalk, L.: Anatomy of dicotyledones. Oxford University Press, Oxford 1957.

Thormann, F.: Halloween im Mikrokosmos? Mikroskopische Untersuchungen an der Kürbispflanze. Mikrokosmos *93*, 313–317 (2004).

Redaktion MIKROKOSMOS

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


Mikro - Kids

# Tauchfahrt in einen Wassertropfen – Teil 2 Pantoffeltiere & Co.

Lutz Hartmann

**Diese Tauchfahrt, die wir jetzt vorhaben, macht mir selbst immer am meisten Spaß. Und wenn man ausgewachsene Mikroskopiker nach ihrer Lieblingsbeschäftigung fragt, wird man die Untersuchung von Teichwasserproben am allermeisten genannt bekommen. Der Grund dafür ist ganz einfach. Das Wasser ist der Urstoff des Lebens, aus ihm kam alles, was um uns herum läuft, krabbelt, fliegt und immer noch schwimmt.**

Das heißt, dass wir hier im Wasser folglich immer noch eine große Vielfalt von vollkommen unterschiedlichen Lebensformen finden können. Unsere Teichwasseruntersuchungen sind nicht immer ganz leicht, dafür aber umso spannender.

## Wir schaffen Ordnung

Damit wir nicht so schnell den Überblick verlieren, wollen wir uns zunächst in Gedanken Kästchen hinstellen, in die wir unsere künftigen Funde einordnen können. Die richtige Einordnung zu treffen, ist nicht gerade einfach. Warum aber ist das so?
Nun, zu früheren Zeiten teilte man alle Lebewesen in zwei klare Gruppen (auch Reiche genannt) ein. Das waren auf der einen Seite die Tiere, wir wissen schon, Hund, Katze Maus. Die können laufen, fliegen, schwimmen oder sich sonst wie fortbewegen und fressen natürlich, um am Leben zu bleiben. Dann waren da noch die Pflanzen, die sind fest im Boden verwurzelt, sind grün und brauchen das Sonnenlicht, um mit dessen Hilfe zu existieren.
In dem Augenblick änderte sich aber alles, als man begann – auch mit dem Mikroskop – die Natur genauer zu erforschen. Jetzt erkannte man, dass es mindestens noch eine weitere Gruppe geben musste, nämlich die Pilze, denn die brauchen weder das Sonnenlicht, noch fressen sie andere Organismen auf.
Und ganz erstaunt waren die Forscher, als man sich manche Lebewesen im Wasser ansah. Da gab es solche, die waren zwar grün und damit pflanzenähnlich, jedoch nicht im Boden verwurzelt. Die schwammen sogar munter durch die Fluten und hatten teils sogar augenähnliche Strukturen! Das wäre ja fast so, als wenn uns Bäume auf dem Weg zur Schule entgegengelaufen kämen. Waren das nun Tiere oder Pflanzen? Nicht einfach also.
Der amerikanische Mikrobiologe Herbert F. Copeland hatte eine gute Idee (1956) und schlug vor, diese kleinen nur aus einer einzigen Zelle bestehenden Lebewesen in ein viertes Reich einzuordnen, nämlich das der Protisten; Wesen, die teils pflanzenähnlich, teils tierähnlich sind. Damit haben wir nun unsere vier Kästen zum Einordnen beisammen: Tiere, Pflanzen, Pilze und Protisten (Einzeller).
Wozu soll das nun gut sein? Ganz einfach, wenn wir nun mit unserer Tauchfahrt starten (ihr wisst schon, "nur" mit dem Mikroskop), hat man jetzt eine gewisse Vorstellung, was wohin gehört.

## Wie fangen wir an?

Der große Knackpunkt beim Sammeln von Teichwasserproben ist, dass man nie vorher so richtig weiß, was man fangen wird. Das ist so ähnlich, als würden die Jäger mit ihren Gewehren wild in die Luft schießen und hoffen, etwas

© Elsevier GmbH. Alle Rechte


zu erlegen. Bei uns ist das jedoch etwas anders, wir wollen alles am Leben lassen, und Gewehre benutzen wir natürlich auch nicht.
Gut, wie beginnen wir? Vorweg sollte man wissen, dass man grundsätzlich an zwei verschiedenen Stellen eines Teiches besonders fündig werden kann. Da ist zunächst einmal die Uferzone eines Gartenteichs; dort schwimmt eine Menge von kleinen Teichlebewesen umher, die sich leicht fangen lassen. Andererseits findet man aber auch an der Unterseite von Wasserpflanzen, an Stängeln und am ufernahen Teichboden eine Fülle von Organismen.
Wir wollen aber zunächst mal im freien Wasser fischen. Vorsicht, nicht hineinfallen!
Dazu nehmen wir uns am besten eine kleine Plastikschüssel oder ein Schraubdeckelglas. Wenn wir jetzt mit einem Marmeladenglas einfach nur Wasser herausschöpfen würden, um es zu untersuchen, wäre die Wahrscheinlichkeit, etwas zu erwischen, nicht ganz so groß. In diese Gefäße füllen wir nun ein wenig Wasser aus dem Teich (man sagt dazu auch Standortwasser).
Um einen größeren Fangerfolg zu haben, sollten wir also unsere Lebewesen konzentrieren, und zwar durch Heraussieben. Das können die schon genannten Einzeller sein, aber auch kleine mehrzellige Lebewesen. Wie aber macht man das? Ganz einfach. In den Supermärkten gibt es kleine Teefilter aus Kunststoff. Nicht gemeint sind die Teesiebe aus Metall. Deren Maschenweite ist viel zu groß, da würde uns alles wieder davonschwimmen. Die Plastiksiebe, die ich meine, bestehen aus einem recht feinmaschigen Kunststoffnetz, mit einer Maschenweite von etwa 60 µm. Für uns ist das also genau die richtige Größe, da das Wasser prima durchlaufen kann, unser Fang jedoch im Netz bleibt. Wir schwenken dieses Sieb mehrere Male ganz langsam durch das Teichwasser. Besonders erfolgreich ist man in der Nähe der Wasserpflanzen. Es macht nichts, wenn kleinere Pflanzenteile mit eingefangen werden, denn darauf setzen sich manche Arten fest.
Jetzt nehmen wir unser Sieb, wenn gerade darin noch etwas Wasser ist, und hängen es so in unsere Plastikschüssel, dass das Sieb immer noch mit ein wenig Wasser gefüllt bleibt. Das Ganze nehmen wir jetzt mit zu unserem Mikroskop. Das sollte so schnell wie möglich geschehen, denn Teichlebewesen sind sehr empfindlich und mögen es gar nicht, wenn sie lange in der Sonne stehen müssen. Wenn man einen weiten Weg hat, kann man den Inhalt des Siebes in das Standortwasser einspülen. Die Wassermenge in der Plastikschüssel sollte jedoch nicht zu groß sein, da sich das Heraussuchen der gefangenen Organismen sonst zu schwierig gestaltet.

### *Untersuchung der Wasserlebewesen*

Zu Hause angekommen, entnehmen wir mit einer Pipette eine Probe unseres Fangs und füllen diese in eine Petrischale, das sind diese kleinen, flachen, runden Glasschalen, über die man einen Deckel legen kann.
Jetzt nehmen wir uns eine Einschlaglupe oder besser noch ein Stereomikroskop und schauen gespannt, was sich darin tummelt. Auch wenn man die Petrischale gegen das Licht hält, kann man schon etwas vom Gewimmel erkennen. Bestimmt findet man Wasserflöhe, die haben wir schon früher hier in unserer Rubrik Mikro-Kids kennen gelernt.
Nun schauen wir, ob wir noch kleinere Wesen finden. Mit einer Pipette können wir nämlich gezielt etwas heraussuchen, um es anschließend auf einem Objektträger für eine genauere Betrachtung unter unserem Durchlichtmikroskop vorzubereiten. Dabei sollte man kleine Pflanzenteile nicht vergessen oder auch Schmutzpartikel; denn darauf setzen sich einige Arten ab. Hier bieten sich auch Objektträger an, die einen Hohlschliff haben, also eine kleine Mulde in der Mitte. Auf ein Deckgläschen können wir beim jetzigen Vorprüfen zunächst verzichten, da wir ohnehin zunächst das schwächste Objektiv (4-er oder 5-er) verwenden wollen. Da besteht nämlich nicht die Gefahr, dass wir mit der Frontlinse des Objektivs in unser Wasser auf dem Objektträger eintauchen.
Schaut euch nun einmal die Zeichnungen an. Findet ihr etwas Ähnliches in eurer Wasserprobe? Das können frei schwimmende Wesen sein, wie ein Pantoffeltier (Abb. 1), auf Algen festsitzende Glocken- oder Trompetentiere (Abb. 2 und 3), ein Geißeltier wie zum Beispiel ein Dinoflagellat (Abb. 4) oder auch Rädertiere (Abb. 5 und 6).
Nur mal am Rande: Pantoffeltiere, Glockentiere und Trompetentiere sind Einzeller (Wimpertiere, Protisten). Sie sind immer daran deutlich zu erkennen, dass wir an ihrem gesamten Körper oder auch an Teilen davon kleine sich bewegende Haare (Wimpern) sehen. In der schwachen Vergrößerung sind sie jedoch nur

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

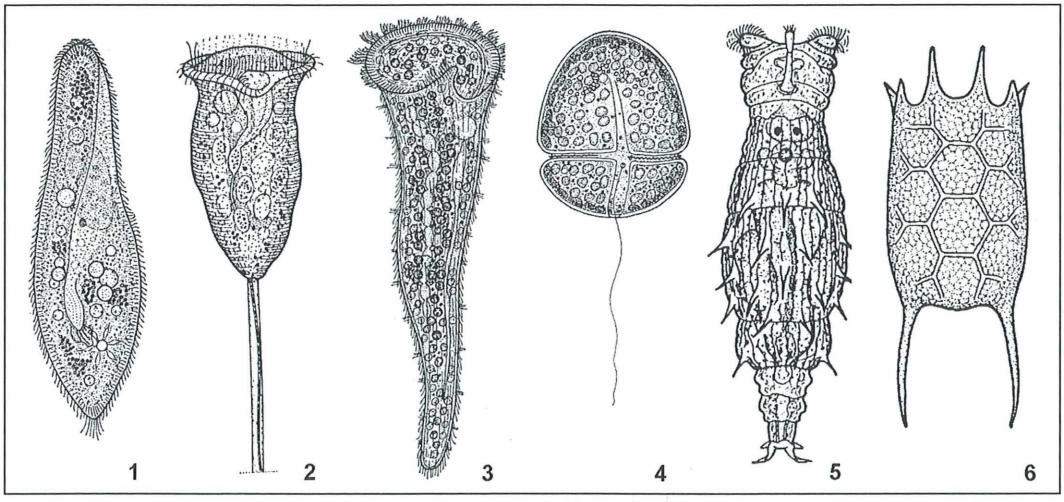



**Abb. 1–4: Einzeller aus einer Teichwasserprobe. – Abb. 1: Pantoffeltier *Paramecium caudatum* (Wimpertier, Einzeller), etwa 250 µm lang. – Abb. 2: Glockentier *Vorticella convallaria* (Wimpertier, Einzeller), Körper ohne Stiel etwa 80 µm lang – Abb. 3: Trompetentier *Stentor polymorphus* (Wimpertier, Einzeller), etwa 1–2 mm lang. – Abb. 4: Dinoflagellat *Glenodinium uliginosum* (Geißeltier, Einzeller), etwa 40 µm lang. – Abb. 5: Rädertier *Dissotrocha aculeata* (Mehrzeller), etwa 400 µm lang. – Abb. 6: Rädertier *Keratella quadrata* (Mehrzeller), etwa 220 µm lang (alle Abbildungen aus Streble und Krauter, 2002).**

sehr undeutlich zu erkennen. Die beiden abgebildeten Rädertiere sind Mehrzeller und gehören damit dem Tierreich an, dennoch können sie sogar kleiner als Einzeller sein. Rädertiere sind sehr häufig in Teichwasserproben anzutreffen. Sie haben ein deutliches Erkennungszeichen: Am vorderen Teil haben sie Wimperkränze, die fast wie sich drehende Räder aussehen. Da früher die Mikroskope noch nicht so gut waren, dachte man, dass es sich tatsächlich um Räder handeln würde. Und mal ehrlich, sieht es nicht tatsächlich so aus? Außerdem haben sie im vorderen Körperdrittel einen so genannten Kaumagen, der ständig in Bewegung ist und Nahrung zerkleinern kann.

Die Geißeltiere kann man an ihren so genannten Geißeln erkennen. Das sind ein, zwei oder mehrere wie Fäden aussehende, sich bewegende Anhänge, die nicht so leicht zu beobachten sind, mit denen sie sich aber recht schnell durch das Wasser bewegen können. Auch die Dinoflagellaten sind begeißelte Einzeller, und man glaubt es kaum, sie gehören zu den pflanzenähnlichen Einzellern, weil sie nämlich Licht zum Leben benötigen. Manche Dinoflagellaten können aber auch zusätzlich wie ein Tier feste Nahrung aufnehmen. Daran kann man sehen, wie aufregend die Welt der Einzeller ist. Man stelle sich vor, aus einer Pflanze würde ein Tier. Kaum vorstellbar.

Viele andere Lebewesen, wie zum Beispiel die häufig anzutreffenden Fadenalgen, habe ich bisher gar nicht erwähnt. Ich möchte jetzt zunächst einmal nur einen winzigen Ausschnitt aus der unglaublichen Vielfalt der Arten in einem Gewässer zeigen.

In weiteren Artikeln werden wir uns noch vielen weiteren interessanten Objekten zuwenden.

## *Enttäuschung oder Überraschung?*

Es ist aber durchaus möglich, dass man zunächst nichts Interessantes in der Wasserprobe findet. Das geht mir manchmal auch so. Dann nimmt man einfach den Objektträger mit der Probe, saugt alles mit der Pipette wieder ab und entnimmt eine neue Probe. Der Grundsatz: Immer weiter probieren. Es lohnt sich garantiert.

Das Tolle an der Sache ist, dass man immer wieder gespannt sein kann, was in der Probe verborgen ist. Denn das ist von verschiedenen Dingen abhängig, davon nämlich beispielsweise, wo wir unsere Teichwasserprobe entnommen haben. Pantoffeltiere sind nämlich

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


eher in verschmutztem Wasser anzutreffen, während sich Glocken- und Trompetentiere gern auf Pflanzenteilen ansiedeln. Die Jahreszeit spielt natürlich auch eine Rolle. Das macht alles so spannend. Man kann jeden Tag etwas Neues entdecken, ob im Frühjahr, Sommer, Herbst oder Winter.

In den nächsten Ausgaben der Mikro-Kids möchte ich weiter auf Lebewesen eingehen, die man aus einem Teich herausfischen kann und erklären, wo man beim Fang erfolgreich sein kann. Dann verrate ich euch natürlich noch weitere, kleine Tricks, die bei der Probensammlung und beim Mikroskopieren weiterhelfen können.

Dies war nur ein kleiner Anfang für weitere Ausflüge in die Welt des Mikrokosmos.

***Was man ergänzend lesen könnte:***

Bosch, G.: Expedition Mikroskop. Rowohlt Taschenbuchverlag, Hamburg 2001.
Dietle, H.: Das Mikroskop in der Schule. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1974.
Hecker, F., Hecker, K.: Treffpunkt Teich und Tümpel. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co., Stuttgart 2003.
Kremer, B. P.: Mikroskopieren leicht gemacht. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH, Stuttgart 1996.
Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH & Co., Stuttgart 2002.
Streble, H., Krauter D.: Das Leben im Wassertropfen, 9. Auflage. Kosmos Naturführer. Franckh-Kosmos Verlags-GmbH und Co., Stuttgart 2002.

*Verfasser:* Lutz Hartmann, Brandtstr. 8, D-13467 Berlin

# Aus den Arbeitsgemeinschaften

## *Mikrobiologische Vereinigung München*

Programm
November bis Dezember 2004

10. 11.: Mikroskopische Beobachtungen an Flechten. Mikroskopierabend (B. Kaiser)
24. 11.: Steine unter Lupe und Mikroskop. Mikroskopierabend (S. Hoc)
15. 11.: Diskussionsabend mit Vorstellung mikroskopischer Objekte (bitte Material mitbringen)

Gäste sind zu allen Veranstaltungen willkommen. Treffpunkt mittwochs 19.30 Uhr im Vereinslokal; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der TU (hinter dem ehemaligen Zeughaus); Seminarraum 04 (Untergeschoss).
Telefon 0 81 42/24 52 oder 0 89/6 90 98 43.

## *Berliner Mikroskopische Gesellschaft*

Programm
November 2004 bis März 2005

05. 11.: Prof. Dr. Ulrich Szewzyk, TU Berlin: Biofilm – Eine besondere Form des Aufwuchses
20. 11./21. 11.: Robin Wacker, Güntersleben: Histologische und pflanzenanatomische Präparate
03. 12.: Dr. Markus Otto, Berlin: Bärlappgewächse
10. 12.: Martina und Günther Zahrt, Berlin: Einführungskurs in die Mikroskopie
17. 12.: Weihnachtsfeier
14. 01.: Rudolf Drews, Berlin: Krebse tropischer Strände
11. 02.: James Bond, Berlin: Legen von Diatomeen und Radiolarien – Teil 2
19. 02.: Martina und Günther Zahrt, Berlin: Einführungskurs in die Mikroskopie
25. 02.: Jahreshauptversammlung
11. 03.: Dr. Heinz Streble, Stuttgart: Blutegel

Prof. Hausmann, der Vorsitzende der Berliner Mikroskopische Gesellschaft e.V., ist erreichbar unter:
Tel.: 0 30/83 85 64 75,
e-mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de.
Die Übungsabende und Einführungskurse beginnen jeweils um 19.30 Uhr im Institut für Biologie/Zoologie (Ehrenberg-Saal, 2. Stock) der FU Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang Haderslebener Straße 1–3), D-14195 Berlin.

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


Mikro-Einsteiger

# Optik in Pflanzen – Sammellinsen und Lichtleiter

Eberhard Schnepf

**Wenn Licht auf eine Pflanze fällt, wird es an der Grenze Luft/Pflanze wegen der unterschiedlichen Brechungsindices der beiden Medien reflektiert, oder es dringt in das Gewebe ein. Dabei können Epidermiszellen wie Sammellinsen das Licht bündeln, wodurch auch lokale Schwachlichtbereiche entstehen. In der Pflanze kann das Licht absorbiert oder, an inneren Grenzflächen reflektiert, nach außen hin wieder abgestrahlt werden. Es kann aber auch tief eindringen, besonders wenn es durch Zellen läuft, die wie Glasfasern das Licht leiten. Solche Sammellinsen und Lichtleiter lassen sich leicht im Mikroskop entdecken.**

Überblicke über den Bau und die Funktion epidermaler Sammellinsen und Hinweise darauf, wie man sie untersucht, geben Haberlandt (1924) und Vogelmann (1993).

### Sammellinsen: Untersuchungstechniken

Um Sammellinsen in der Oberfläche von Blättern (Laub- und Blütenblätter) zu entdecken, fertigt man paradermale Flachschnitte der Oberseite frischer Blätter an. Die Epidermiszellen sind häufig vorgewölbt und bilden so eine Konvexlinse (Abb. 1). Das ist besonders ausgeprägt bei papillösen Epidermiszellen. Luft hat einen Brechungsindex von 1,0, bei Wasser beträgt er 1,33 und bei Zellwänden schwankt er meist zwischen 1,33 und 1,47 (Vogelmann, 1993). An der Phasengrenze ist die Lichtbrechung deshalb nur dann ausreichend stark, wenn die Epidermiszellen, wie bei einer Landpflanze in situ, von Luft und nicht von Wasser bedeckt sind.

Die Brennweite der Epidermiszell-Linse ist in der Regel größer als die Höhe der Epidermiszellen, liegt also meist in subepidermalen Bereichen

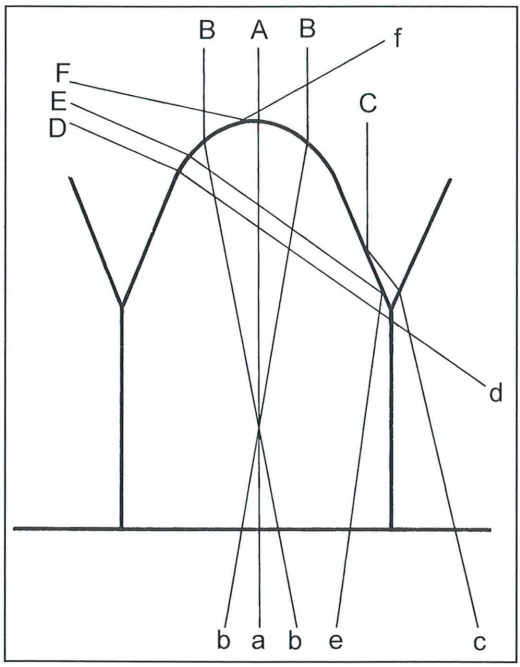
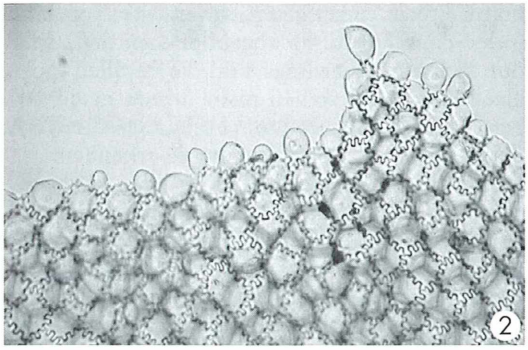
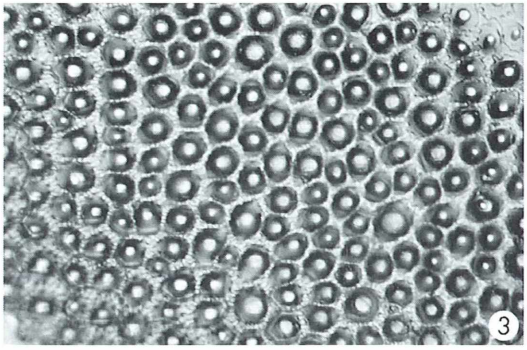


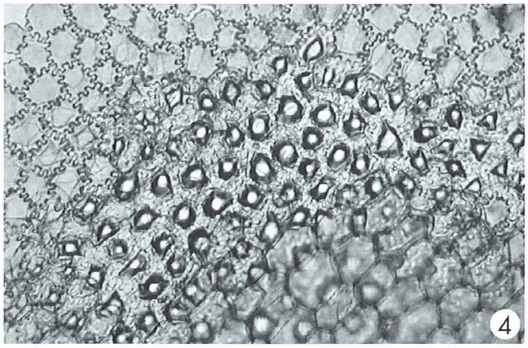

**Abb. 1: Wege von Lichtstrahlen, die auf eine papillöse Epidermiszelle treffen. Aa trifft im rechten Winkel auf die Kuppe: geradliniger Verlauf; die Lichtstrahlen Bb werden in die Zelle hinein gebrochen: Linsenwirkung; Cc wird an der Zelloberfläche gespiegelt und in die Nachbarzelle hinein gebrochen; Dd wird in die Zelle hinein gebrochen und läuft dann geradlinig in die Nachbarzelle; Ee wird in die Zelle hinein gebrochen und an der Außenwand der Zelle gespiegelt; Ff wird an der Kuppenoberfläche weggespiegelt. Nach Haberlandt (1924), stark verändert und ergänzt.**

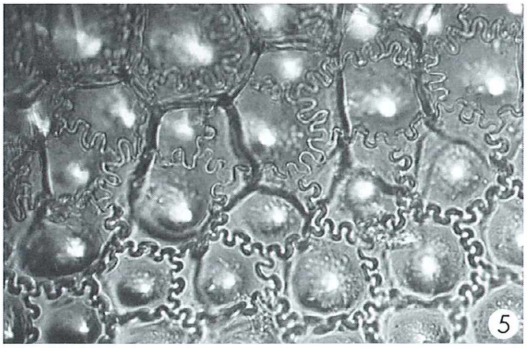
© Elsevier GmbH


des Blattes. Deshalb, und um einen Strahlenverlauf wie in vivo zu gewährleisten, muss die Unterseite des Flachschnittes, also die Wundfläche, und das Glas des Objektträgers mit Wasser verbunden werden. Man untersucht also das Präparat wie in der natürlichen Lage und Exposition. Das ist leicht, wenn man ein Inversmikroskop zur Verfügung hat, bei dem das Präparat von oben beleuchtet wird. Dann bringt man den Flachschnitt mit der Schnittfläche in Wasser auf den Objektträger, vermeidet aber Wasser auf der Oberseite und lässt das Deckgläschen weg.



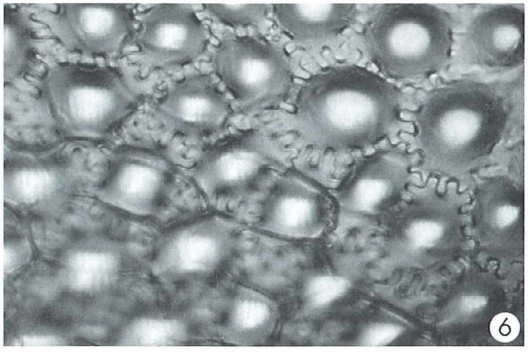




**Abb. 2–6: *Calathea zebrina*, Epidermis der Blattoberseite, paradermale Flachschnitte. – Abb. 2: Schnitt in Wasser eingebettet. Papillöse Epidermiszellen. Vergr. 115fach. – Abb. 3: Wasser zwischen Schnittfläche und Objektträger, Luft auf der Außenseite der Epidermis, auf die das Licht fällt. Linsenwirkung der Papillen. Vergr. 115fach. – Abb. 4: Wie Abbildung 3, aber an den Rändern des Schnittes ist das Wasser zwischen Schnittfläche und Objektträger weggetrocknet. Vergr. 115fach. – Abb. 5: Wie Abbildung 3; Kondensoraperturblende zugezogen, Licht dezentriert: Fokuspunkte klein und nach rechts verschoben. Vergr. 280fach. – Abb. 6: Wie Abbildung 3; Kondensor-Aperturblende weit geöffnet, Mikroskop auf das Bild der Lampenwendel eingestellt. Vergr. 280fach.**

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

Wenn man mit einem konventionellen Mikroskop arbeitet, in dem die Beleuchtung von unten kommt, bringt man den Schnitt mit der Wundseite (plus Wasser) auf ein Deckgläschen und legt dieses dann mit dem Objekt nach unten auf den Objektträger, wobei zwischen dem Objektträger und der Oberfläche des Schnittes ein Luft erfüllter Freiraum sein muss, gebildet beispielsweise mit Hilfe von Wachsfüßchen an den Ecken des Deckgläschens.

### *Papillöse Epidermiszellen*

Papillöse Epidermiszellen findet man in den Blättern vieler Pflanzen, vor allem in den Laubblättern von solchen Pflanzen, die in der Strauch- und Staudenschicht tropischer Regenwälder wachsen, die also extreme Schattenpflanzen sind. Ihre Blätter haben meist eine samtartig erscheinende Oberfläche, und die Außenwand der Epidermiszellen ist relativ dünn.

Mehr oder weniger senkrecht auf die Papille treffenden Strahlen (Abb. 1, Aa, Bb) werden wie bei einer Konvexlinse gebrochen. Eine solche Pflanze ist die Maranthacee *Calathea zebrina*. Abbildung 2 zeigt einen wie üblich präparierten, also in Wasser eingeschlossenen Flachschnitt. Man erkennt besonders am oberen Bildrand die blasigen Aufwölbungen der Epidermiszellen. Ganz anders sieht ein solcher Schnitt aus, wenn seine Außenseite, wie oben beschrieben, nicht mit Wasser bedeckt ist (Abb. 3). Dann erscheinen die Papillen als leuchtende Flecke, die von einem dunklen Hof umgeben sind. In Abbildung 4 ist dieser Aspekt auf die Bildmitte beschränkt. An den Bildrändern war hier das Wasser zwischen Schnittfläche und Objektträger weggetrocknet. Diese Situation entspricht nicht der im lebenden Blatt.

Die Papillen sind also im lebenden Blatt Sammellinsen, die das mehr oder weniger senkrecht einfallende Licht fokussieren. Bei schräg einfallendem Licht wandert der Leuchtfleck an eine Seite (Abb. 5). Seine Größe verändert sich mit der Höheneinstellung des Objekttisches.

Wenn man mit einem nach Köhler justierten Mikroskop arbeitet, bei dem die Lichtquelle eine Niedervoltlampe ist, und man die eventuell vorhandene Mattscheibe vor dieser Lampe ausklappt, kann man die Lampenwendel sichtbar machen (Abb. 6). Dazu sollte man die Kondensor-Aperturblende weit aufziehen. Der Leuchtfleck wird dann größer (Abb. 6), bei zugezogener Blende ist er klein (Abb. 5). Im Bereich einer Papille, die ja eine zusätzliche Linse im Strahlengang des Mikroskops ist, wird die Kondensor-Aperturblende zu einer Feldblende. Die Lampenwendeln, die bei richtig justiertem Mikroskop ja in der Ebene des Kondensors als reelles Bild erscheinen, und die deshalb von Okular plus Augenlinse nicht auf der Netzhaut (oder dem Fotofilm) abgebildet werden, sind nun sichtbar. Allerdings sind die Papillen nicht gleich groß und stehen nicht immer in derselben Ebene. Daher sind in Abbildung 6 die Wendeln nicht in allen Papillen gut zu erkennen.

Natürlich werden durch die Papillen auch andere Strukturen, die sich ungefähr in der Kondensorebene befinden, reell auf der Netzhaut (oder dem Fotofilm) abgebildet, so beispielsweise eine Ringblende, wie sie für die Phasenkontrastmikroskopie benutzt wird. In Abbildung 7, ein Flachschnitt durch die Blattoberseite von *Begonis rex*, wie oben beschrieben präpariert, wurde ein 5 mm großes „M" auf einem Glasplättchen in die Nähe der Kondensorebene gebracht. Es wird von jeder Papille abgebildet.

Zu den Objekten, die für solche Beobachtungen geeignet sind, und die leicht zu beschaffen sind, gehören die Blätter verschiedener Anthurien-Arten, die als Zierpflanzen beliebt sind, die Blätter der einheimischen Schattenpflanze Sauerklee, *Oxalis acetosella*, (Myers et al., 1994), und auch die Blütenblätter vom Stiefmütterchen, die ja auch eine samtartige Oberfläche haben.

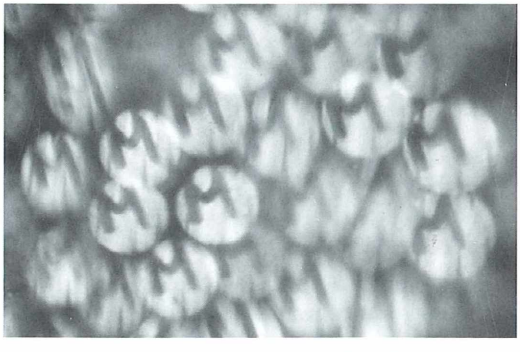


**Abb. 7: *Begonia rex*, Epidermis der Blattoberseite, Präparation wie bei Abbildung 3. Ein auf einer Glasplatte in die Nähe der Kondensorebene eingeführtes „M" wird von den Papillenlinsen abgebildet. Vergr. 280fach.**

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


Weitere Beispiele bringt Haberlandt (1924), der auch eine Abbildung zeigt, in der in den zentralen hellen Flecken der Linsenbilder ein Mikroskopstativ zu sehen ist. Haberlandt hat mit Planspiegelbeleuchtung gearbeitet, und das Mikroskop stand zwischen der Lichtquelle (dem diffusen Himmelslicht) und dem Spiegel. Eine Liste von Pflanzen mit vorgewölbter oder papillöser Epidermis wurde kürzlich von Wagner et al. (2003) publiziert.

### *Andere Arten von Sammellinsen*

Genau so wie die Papillen von *Calathea zebrina* und *Begonia rex* wirken die „Haare" der Acanthacee *Fittonia verschaffeltii*. Hier gibt es neben normalen Epidermiszellen auch solche, die papillös vorgewölbt sind und auf denen dann noch eine ganz kleine Zelle sitzt, wie Abbildung 8 in Seitenansicht und Abbildung 9 in Aufsicht (mit Wasser und Deckglas bedeckt) zeigt. In Abbildung 10 (Präparat nicht von Wasser bedeckt) bilden diese „Haar-Linsen" ein Fiederblättchen der Schafgarbe ab, das als reales Objekt nahe der Kondensorebene in das Mikroskop eingebracht wurde.
Die Funktion einer Sammellinse haben auch die zentralen Verdickungen der leicht vorgewölbten Epidermisaußenwand in den Blättern von Akeleien (*Aquilegia* ssp.) und auch die linsenförmigen Kieseleinschlüsse in der Epidermisaußenwand von *Campanula persicifolia*, die kürzlich im MIKROKOSMOS beschrieben worden sind (Schnepf, 1999). In Abbildung 11 bilden diese Kiesellinsen ein „M" ab; die Glockenblumenblätter waren wie bei Abbildung 7 präpariert.

### *Die Funktion der Sammellinsen*

Welche Bedeutung haben diese Strukturen für die Pflanze? Bei den Schattenpflanzen dienen die Papillen wohl dem Einfangen von Licht. Abbildung 1 zeigt, dass sie nicht nur die mehr oder weniger senkrecht auf die Papillenmitte treffenden Strahlen Aa und Bb in das Blattinnere gelangen lassen, sondern auch, durch Reflexion und Beugung, Strahlen, die den Rand der Papille treffen (Cc) und sogar auch Strahlen (Dd, Ee), die sehr schräg auf das Blatt fallen, und die bei einer glatten Oberfläche weggespiegelt werden würden. Das ist nur bei den Strah-

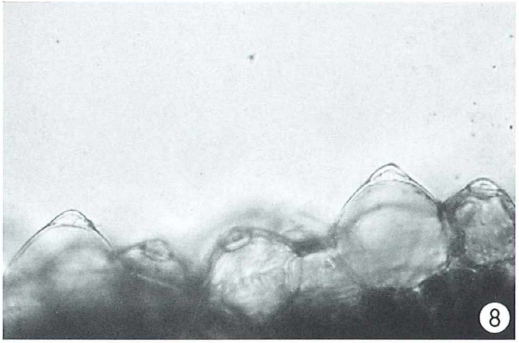


**Abb. 8–10: *Fittonia verschaffeltii*, Epidermis der Blattoberseite. – Abb. 8: Blattquerschnitt, in Wasser eingebettet. Einige Epidermiszellen bilden ein „Haar": Sie sind papillenartig vorgewölbt und tragen auf der Kuppe der Papille eine kleine Zelle, die die Linsenwirkung perfektioniert. Vergr. 280fach. – Abb. 9: Flachschnitt, in Wasser eingebettet, um die kleine Zelle auf der Kuppe der Papille zu zeigen. Vergr. 280fach. – Abb. 10: Präparation wie bei Abbildung 3. Ein Fiederblatt der Schafgarbe, eingeführt in die Nähe der Kondensorebene, wird von den Haarlinsen abgebildet. Vergr. 280fach.**

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

**Abb. 11: *Campanula persicifolia*, Präparation wie bei Abbildung 3. Die Kiesellinsen bilden ein auf einer Glasplatte in die Kondensorebene eingeführtes „M" ab. Vergr. 280fach.**

len der Fall, die sehr schräg auf die Papillenkuppe treffen (Ff).
Die Linsenfunktion der Epidermisaußenseite kann aber auch Strahlenschäden bei den Chloroplasten verhindern, wenn diese bei starkem Lichteinfall an Stellen in der Zelle wandern, die wegen der Strahlenbündelung quasi im Schatten liegen (Senn, 1908).
In anderen Fällen ist das Lichtsammeln wohl nur ein Nebeneffekt der Papillen, während ihre Hauptfunktion ist zu verhindern, dass die Blattoberfläche verschmutzt (*Lotus*-Effekt) (Wagner et al., 2003). Oft, wie bei den Kiesellinsen von *Campanula persicifolia* und den zentralen Verdickungen der Außenwand bei Akelei-Blättern, ist kaum möglich zu erklären, ob und wenn ja, welchen Zweck die Strahlenbündelung bei Laubblättern hat. Bei Blütenblättern wie beim Stiefmütterchen mag die samtartige Erscheinung die Attraktivität für bestäubende Insekten erhöhen.

## Lichtleiter

Im pflanzlichen Gewebe ist das Licht die Energiequelle für die Photosynthese, es steuert Photomorphogenesen und im Phototropismus die Wachstumsrichtung. Auf seinem Weg durch die Zellen und Gewebe durchläuft es Zellwände und Zelllumina oder es passiert Luft erfüllte Interzellularen. In den Zelllumina können sich Chloroplasten befinden, oder sie enthalten Wasser, wie die Leitungsbahnen im Xylem. Seine Intensität und seine spektrale Zusammensetzung werden durch die Absorption an diesen Elementen bestimmt. Sie haben meist unterschiedliche Brechungsindices. Deshalb kommt es an den Grenzflächen zu Beugungen oder Reflexionen, je nach dem Winkel, in dem das Licht einfällt. Von der Form dieser Elemente und ihren Brechungsindices hängt also die Richtung des Lichtflusses in der Pflanze ab. Manche können die Eigenschaft von Lichtleitern haben. Eine gute Übersicht über die Phänomene und die damit verbundenen Probleme gibt Vogelmann (1993). Neuere Publikationen gibt es unter anderem von Karabourniotis et al. (2000) und Sun et al. (2003) (siehe auch Linskens, 2004).
Eine besondere Rolle spielt die Lichtleitung bei den so genannten Lebenden Steinen, Aizoaceen, deren sukkulente Blätter sich weitgehend im Boden befinden. Sie werden nur durch ein Fenster an der Bodenoberfläche bestrahlt, und das Licht gelangt dann durch Wasserspeicherzellen hindurch zu den Chloroplasten.

## Untersuchungstechnik

Bei exakten, quantitativen Untersuchungen misst man heute meist mit Glasfaser-Sensoren (Vogelmann and Björn, 1984), die auch in das Gewebe eingebracht werden können, oder man benutzt Bildverarbeitungssysteme. Man kann aber auch mit einfachen Mitteln Lichtleiter und schlecht leitende Zellkomplexe entdecken.
Ausreichend starkes Licht bekommt man von einer Kaltlicht-Schwanenhals-Lampe. Mit dieser bestrahlt man, in der Regel seitlich im Winkel von 90°, ein senkrecht auf dem Objektträger stehendes Objekt, beispielsweise ein Sprossstück oder einen Blattstiel. Im konventionellen Mikroskop betrachtet man die obere, sauber quer geschnittene Endfläche, im Inversmikroskop, das hier verwendet wurde, die untere Schnittfläche. Das hat den Nachteil, dass hier häufig Luftblasen zwischen Objekt und Objektträger das Bild stören. Das Bestrahlungsareal war meist etwa 5 mm von der Beobachtungsfläche entfernt.
Das Licht wird also um 90° abgelenkt und ist natürlich auf der belichteten Seite stärker als auf der Schattenseite. Veränderungen des Bestrahlungswinkels können Einfluss auf die Lichtleitung haben. Das Licht muss ja in die bei der gegebenen Anordnung oft längs verlaufenden Zellen und Zellwände von der Seite her eindringen.

© Elsevier GmbH 

### *Beobachtungen*

Ein typisches Bild eines Leitbündels zeigt Abbildung 12, die einen Querschnitt durch einen Blattstiel der Stinkenden Nieswurz *Helleborus foetidus* zeigt. Die Wände der Sklerenchymfasern, die das Bündel kappenartig umgeben, leuchten hell. Sie sind gute Lichtleiter. Die Lumina der Sklerenchymfasern sind ähnlich hell wie die Lumina der anderen Zellen. Im Phloem lassen sich Wände nicht erkennen, sie haben denselben Grauton wie die Lumina. Die Wände der Xylemelemente (Tracheen, Tracheiden) sind etwas dunkler als die Lumina. Sie leiten also das Licht schlecht in Längsrichtung. Es handelt sich bei ihnen um ringförmige oder schraubige Verdickungen, die quer zur Längsachse liegen, oder die Wände sind wegen der vielen Hoftüpfel schlecht passierbar. Ähnlich ist die Helligkeitsverteilung in einem kleinen Leitbündel aus dem Blattstiel der Aracee *Spathiphyllum phrynifolia* (Abb. 13): Die Sklerenchymfasern haben helle Wänden, zwei Tracheen dunkle Wände.

Im Holzteil der Zitronenmelisse (*Melissa officinalis*) haben die Holzfasern und die zwischen ihnen liegenden Tracheen gleichfalls helle Wände (Abb. 14). Diese Tracheen sind Tüpfelgefäße, aber zu den benachbarten Holzfaserzellen gibt es nur wenige Tüpfel. Da, wo zwei Tracheen zusammenstoßen und sie durch viele Hoftüpfel miteinander verbunden sind, sind die Wände nicht ganz so hell. Die Hoftüpfel stören die Längsleitung des Lichtes. Bei den weiter innen liegenden Xylemelementen sind die Wände dunkel. Hier sind sie durch Schrauben oder Ringe versteift, die natürlich kein Licht in der Längsrichtung der Zelle leiten. In den Markstrahlen sind nur die Lumina dunkel. Hier stört der Zellinhalt den Lichtfluss. Ähnliche Befunde machten Sun et al. (2003) an Stämmchen und Wurzeln holziger Pflanzen. Die sind für die hier beschriebene einfache Methode meist nicht sehr geeignet, weil sie zu wenig Licht durchlassen.

Die Wände der Sklerenchymfasern über dem Phloem (Abb. 14) und des Kantenkollenchyms der Zitronenmelisse, das an den vier Kanten des Sprosses zu finden ist, sind ebenfalls gute Lichtleiter (Abb. 15). Im Blattstiel einer Begonie, *Begonia masoniana* (Abb. 16) und bei einigen anderen Pflanzen waren die Wände der Kollenchymzellen allerdings dunkler als die Lumina. Gute Lichtleiter sind zum Beispiel auch die Sklereiden in den Blättern vieler Hartlaubgewächse wie des Ölbaums (Karabourniotis et al., 1994).

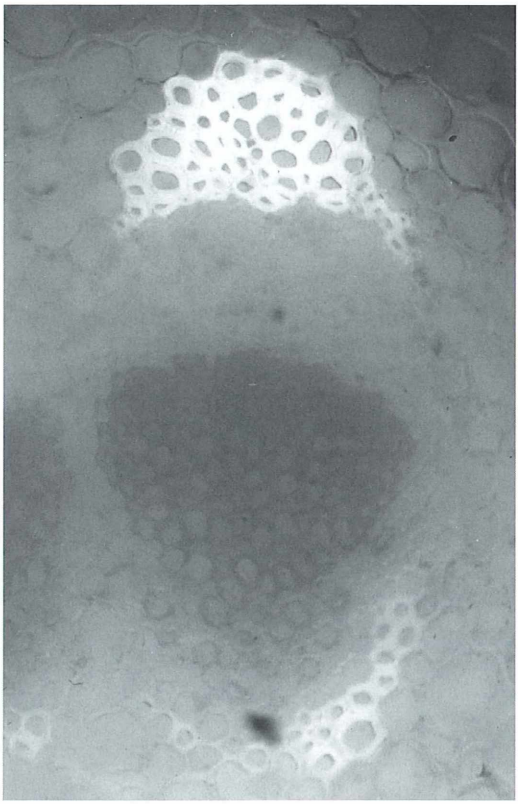


**Abb. 12–16: Demonstration der Lichtleitung; Präparation siehe Text.**
**Abb. 12: *Helleborus foetidus*, Blattstiel. Die Wände der Sklerenchymfasern über und unter dem Leitbündel sind gute, die der Xylemelemente schlechte Lichtleiter. Vergr. 175fach.**

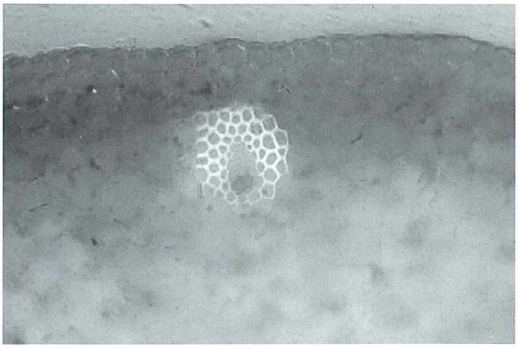
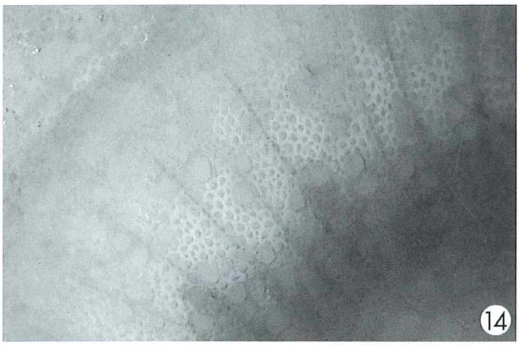


**Abb. 13: *Spathiphyllum phrynifolium*, Blattstiel. Die Wände der Sklerenchymfasern, die das Leitbündel umgeben, sind gute, die der beiden Tracheen schlechte Lichtleiter. Vergr. 115fach.**

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

Und jeder Botaniker kennt wohl die Licht durchlassenden Punkte des Tüpfelhartheus, *Hypericum perforatum*, die von einer Öldrüse gebildet werden. Gefärbte Zellwände absorbieren Licht und sind dann natürlich schlechte Lichtleiter.



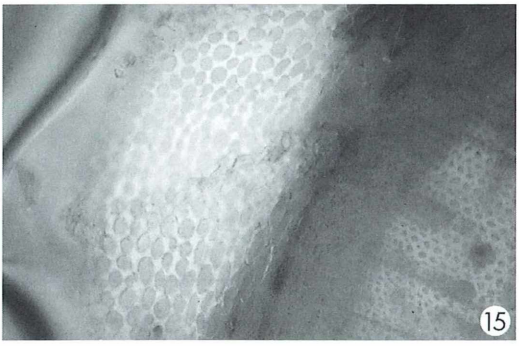




**Abb. 14: *Melissa officinalis*, Spross. Die Wände der Holz- und Bastfaserzellen sind gute, die der inneren Xylemelemente, der Markzellen und die Lumina der Markstrahlen sind schlechte Lichtleiter. Vergr. 115fach. – Abb. 15: *Melissa officinalis*, Spross. Die Wände der Kollenchymzellen und der Holzfasern sind gute Lichtleiter. Vergr. 115fach.**

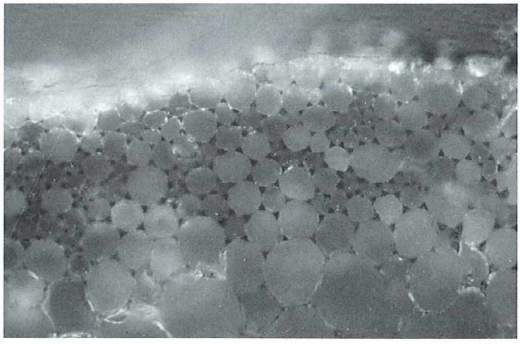


**Abb. 16: *Begonia masoniana*, Blattstiel. Die Wände der Kollenchymzellen sind schlechte Lichtleiter. Vergr. 115fach.**

Die gute Lichtleitung bei den Holz- und Sklerenchymfaser-Wänden beruht darauf, dass sie dick und ungefärbt sind, also Licht gut passieren lassen, und dass ihre Umgebung aus Material mit geringerem Brechungsindex besteht. Dadurch kommt es bei schräg einfallenden Strahlen zu Reflexionen an der Phasengrenze wie bei einer von Luft umhüllten Glasfaser. Wenn man die Umgebung durch ein Medium mit höherem Brechungsindex durchtränkt, beispielsweise Glycerin, nimmt die Lichtleiter-Wirkung deutlich ab.

Es scheint, dass langwelliges Rotlicht bei den meisten Pflanzen besonders weit eindringt (Sun et al., 2003), bei Keimlingen bis in die im Boden wachsenden Wurzeln (Mandoli und Briggs, 1984). Es wird deshalb vermutet, dass auf diese Weise das Phytochromsystem auch in Zellen angeregt wird, die nicht unmittelbar vom Licht getroffen werden. Das Phytochromsystem spielt eine wichtige Rolle unter anderem bei Photomorphogenesen.

### *Literaturhinweise*


Haberlandt, G.: Physiologische Pflanzenanatomie, 6. Aufl., Engelmann, Leipzig 1924.

Karabourniotis, G., Bornman, J. F., Nikopoulos, D.: A possible optical role of the bundle sheath extensions of the heterobasic leaves of *Vitis vinifera* and *Quercus coccifera*. Plant Cell Environment *23*, 423–430 (2000).

Karabourniotis, G., Papastergiou, N., Kabanopoulou, E., Fasseas, C.: Foliar sclereids of *Olea europaea* may function as optical fibres. Canad. J. Bot. *72*, 330–336 (1994).

Linskens, H. F.: Licht im Innern von Pflanzen. Mikrokosmos *93*, 47–48 (2004).

Mandoli, D. F., Briggs, W. R.: Lichtleiter in Pflanzen. Spektr. Wiss., Oktober 1984, 120–129 (1984).

Myers, D. A., Vogelmann, T. C., Bornmann, J. F.: Epidermal focussing and effects on light utilization in *Oxalis acetosella*. Physiol. Plant. *91*, 651–656 (1994).

Schnepf, E.: Verkieselte Zellwände – Teil II: Sammellinsen: Bergkristall oder Opal? Mikrokosmos *88*, 267–272 (1999).

Senn, G.: Die Gestalts- und Lageveränderung der Pflanzenchromatophoren. Engelmann, Leipzig 1908.

Sun, Q., Yoda, K., Suzuki, M., Suzuki, H.: Vascular tissue in the stem and roots of woody plants can conduct light. J. Exp. Bot. *54*, 1627–1635 (2003).

Vogelmann, T. C.: Plant tissue optics. Ann. Rev. Plant Physiol. Plant Mol. Biol. *44*, 231–251 (1993).

Wagner, P., Fürstner, R., Barthlott, W., Neinhuis, C.: Quantitative assessment to the structural basis of water repelling in natural and technical surfaces. J. Exp. Bot. *54*, 1295–1303 (2003).


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

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

# Eine gute Idee ...

Ein Geschenke-Katalog mit vielen handgefertigten Artikeln aus Behinderten-Werkstätten.

**Gleich anfordern:**

Lebenshilfe für Menschen mit geistiger Behinderung e.V., Versand, Postfach 2266, 52469 Alsdorf, Tel.: (0 24 04) 98 66 26, Fax: (0 24 04) 98 66 22

oder direkt bestellen: www.lebenshilfe-shop.de

Mit Ihrer Bestellung helfen Sie behinderten Menschen.


## Mikro-Markt

**Mikro-Markt Online**
Zum Kombipreis (Print + Online)
Anzeigenpreis plus 50% Online-Aufschlag
Nähere Infos unter
www.elsevier.de
oder **Tel.: 03641/62 64 48**

**Anzeigenschluß für die nächste Ausgabe (1/2005): 19.11.2004**

Preise für Mikro-Markt-Anzeigen (je mm bei 68 mm Spaltenbreite):

| | | | |
|---|---|---|---|
| Privat | EUR 1,80 | Vorzugspreis für Abonnenten der Zeitschrift | |
| Geschäftlich | EUR 2,60 | (nur Privatanzeigen) | EUR 1,30 |
| Chiffregebühr | EUR 7,50 | Preise zzgl. gesetzlicher MwSt. | |

Senden Sie Ihren Anzeigenauftrag an:
Elsevier GmbH, Anzeigenleitung: Postfach 10 05 37, D-07705 Jena
Tel.: 0 36 41/62 64 48 · Fax: 0 36 41/62 64 21 · E-Mail: e.baier@elsevier.com


**Mikroskop. Präparate** aus Zoologie und Botanik **in bester Qualität direkt vom Hersteller**. Liste anfordern, (Rückporto von EUR 1,12 in Briefmarken). Labor für mikroskop. Technik. Volker Neureuther, Brentanostr. 7a, 85055 Ingolstadt, Tel.: 08 41/5 43 98, Fax: 08 41/5 68.

**www.mikroskopier-bedarf.de**
online-shop für Mikroskopiker

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

AUGEN BLICK

Vererbte Netzhaut-Degeneration:
Makula-Degeneration, Retinitis pigmentosa, Usher-Syndrom, Alters-Makula-Degeneration...jeder 40. in Deutschland.
Restsehen und Erblindung sind immer noch die bitteren Folgen.
**Hinnehmen? Nein. Handeln? Ja.**
PRO RETINA arbeitet aktiv als anerkannte Selbsthilfegruppe: Praktische Lebenshilfe - von der Kindheit bis ins Alter. Gezielte Unterstützung sinnvoller Forschung.

**LICHT INS DUNKEL. PRO RETINA.**
**...UND SIE:**
Konto-Nr. 54 800-605, BLZ 500 100 60, Postgirokonto Frankfurt.
**PRO RETINA** Deutschland e.V., Vaalser Str. 108, 52074 Aachen

FLÜGEL • KÖHN STUTTGART

**Impressum**
**Herausgeber:** Prof. Dr. Klaus Hausmann, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3, 14195 Berlin, Telefon: +49(0)30/83 85 64 75, Telefax: +49(0)30/83 85 64 77, E-Mail: hausmann@zedat.fu-berlin.de; Redaktionsassistentin: Dr. Renate Radek, Institut für Biologie/Zoologie, Freie Universität Berlin, Königin-Luise-Str. 1–3, 14195 Berlin, Tel.: +49(0)30/83 85 63 73, E-Mail: 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 2004.
**Lieferkonditionen (2004):** Band 93 (1 Band mit 6 Ausgaben)
**Abopreise*** **(2004):**

| Land | Bandpreis | Vorzugspreis für Schüler, Azubis und Studenten | Einzelheft |
|---|---|---|---|
| D, A, CH# | 72,00 EUR | 45,00 EUR | 15,00 EUR |

# Deutschland, Österreich, Schweiz

*Die Preisangaben sind unverbindliche Preisempfehlungen. Preisänderungen müssen wir uns vorbehalten. Alle Preise verstehen sich inklusive Versandkosten und exklusive Umsatzsteuer. Bei der Rechnungsstellung wird Umsatzsteuer gemäß der zum Rechnungszeitraum geltenden Richtlinien erhoben. Versand per Luftpost ist möglich, Preise auf Anfrage. Kunden in den EU-Ländern werden gebeten ihre Umsatzsteuernummer anzugeben.
Der Verlag behält sich das Recht vor, Zusatzbände im Abonnementzeitraum zu publizieren. Erscheinende Supplement-Bände zu einzelnen Zeitschriften sind in den genannten Preisen enthalten.
**Kündigung von Abonnements:** Abonnements laufen jeweils für ein Kalenderjahr und werden unbefristet bis auf Widerruf 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: DEUTDE8E
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

# Hinweise für Autoren

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

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

2. Die Redaktion bittet, Manuskripte grundsätzlich nur auf einseitig beschriebenen, fortlaufend nummerierten DIN A4-Bögen einzureichen. Jede Manuskriptseite sollte mit doppeltem Zeilenabstand beschrieben werden. Der Text sollte durch Zwischenüberschriften untergliedert werden. Am Ende des Manuskriptes steht die vollständige Autorenadresse. Soweit möglich sollten die Manuskripte zusätzlich zur Hardcopy als 3,5″-Diskette (kein Macintosh) ohne Formatierung als Word-Dokument eingereicht werden.

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

4. Bildvorlagen sind Farbdias (für die sw-Reproduktion) jeglicher Größe, kontrastreiche sw-Fotos sowie druckfertige Strichzeichnungen und Graphiken. Elektronische Abbildungen nur als Tiff-Dateien (300 dpi) auf CD-R (bis 700 MB) einreichen; bitte keine CD-RWs oder DVDs verwenden. Alle Materialien namentlich kennzeichnen. Auf den Originalabbildungen keine Beschriftungen vornehmen, sondern nur auf Kopien oder durchscheinenden Deckblättern. Vergrößerungen von Mikrofotos sollten erst anhand der Bildandrucke berechnet werden, die vor Drucklegung zusammen mit den Korrekturandrucken der Artikel den Autoren zugeschickt werden. Die Bilder werden in drei verschiedenen Breiten (1-spaltig, 1,5-spaltig, 2-spaltig) reproduziert. Es können mehrere Bilder zu Tafeln kombiniert werden.

5. Alle Bildvorlagen bleiben Eigentum des Autors und werden mit den Sonderdrucken des Beitrages wieder zurückgesandt.

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:
Kreutz, M., Mayer, Ph.: *Vampyrella* parasitiert *Endorina elegans*. Mikrokosmos *92*, 1–6 (2003).

Buchzitate:
Fioroni, P.: Evertebratenlarven des marinen Planktons. Verlag Natur und Wissenschaft, Solingen 1998.

Zitate von Buchbeiträgen:
Hausmann, K., Hülsmann, N.: Einzellige Eukaryota, Einzeller. In: Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Einzeller und Wirbellose Tiere, S. 1–72. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.

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

8. Jeder Autor erhält von seiner im MIKROKOSMOS veröffentlichten Arbeit kostenlos 25 Sonderdrucke.

9. Der Verlag honoriert jede Druckseite mit € 30,00 und Farbmikrofotos, die auf der Titelseite erscheinen, mit € 60,00.

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

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

Mikrokosmos
6/2004

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

1 (6)

300229

mos

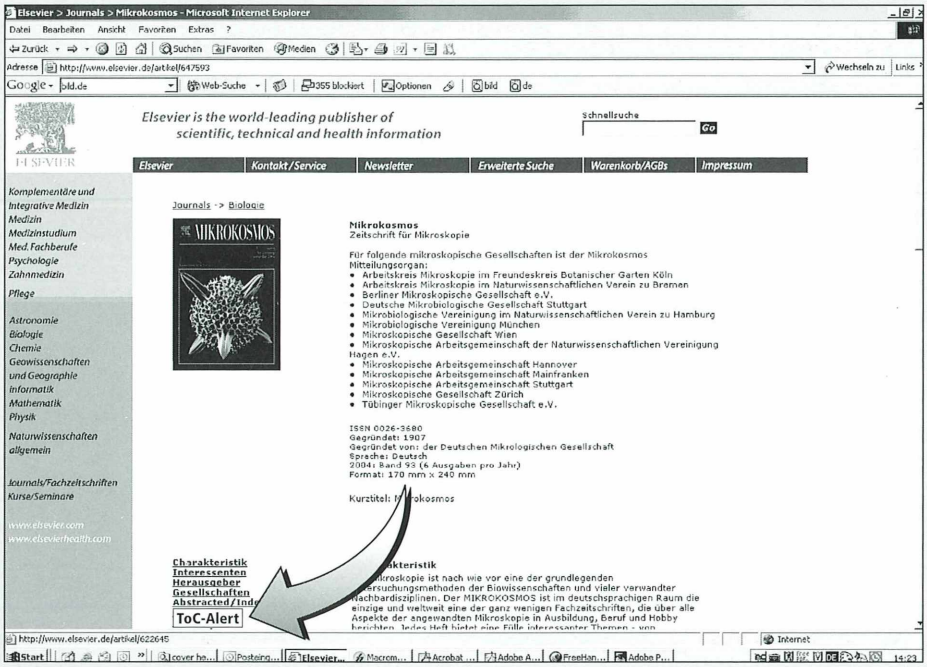
Nutzen Sie z. B. unseren **kostenlosen** Informationsservice!

Sie erhalten die aktuellen Inhaltsverzeichnisse von **Zeitschriften** automatisch sofort nach Verfügbarkeit an Ihre E-mail-Adresse geschickt.

So sind Sie immer ganz aktuell über die Inhalte der Zeitschrift informiert und erfahren automatisch, wann eine neue Ausgabe erscheint.

www.elsevier.de

**Lassen Sie sich registrieren: www.elsevier.de/mikrokosmos**




ISSN 1431-7621

**Fachliteratur Biologie**
**Wissen was dahinter steckt. Elsevier.**

Irrtümer und Preisänderungen vorbehalten. E-Preise gültig in Deutschland, inkl. Versandkosten, zzgl. MwSt.

# ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2004

Band/Volume: 93_6

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 93_6 1