II-90372/102,2

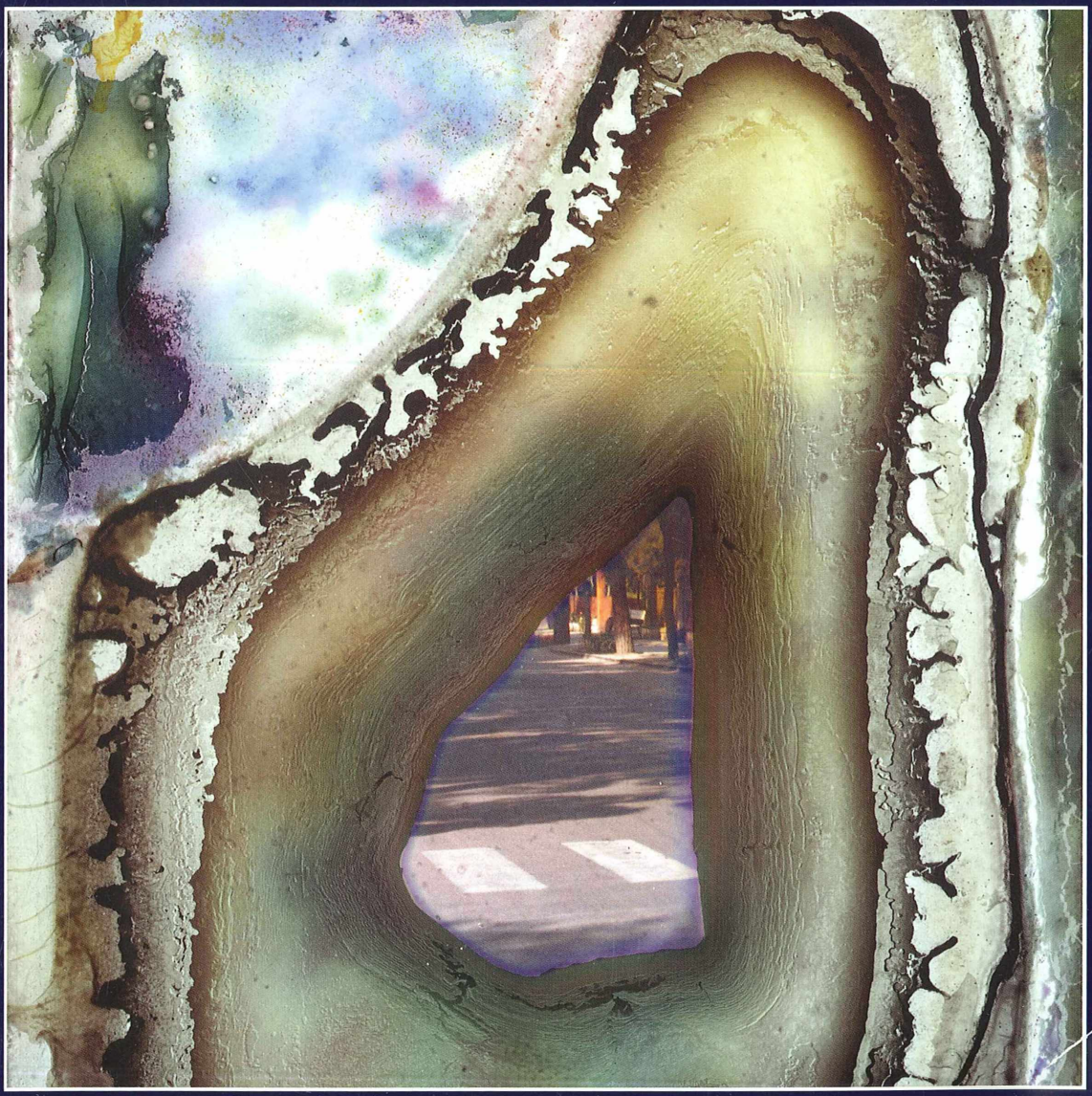
ELSEVIER
URBAN & FISCHER

# MIKROKOSMOS

Heft 2
102. Jahrgang
März 2013

www.journals.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



# MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

## Inhalt

### Artikel

**65** Alles Gute kommt von oben: Luftkeime
Teil 2: Mikroskopische Untersuchungen – Prokaryoten
*Cordula Siering und Klaus Hausmann*

**74** Die sonderbare Protozoologie des Wilhelm Reich (1897–1957)
*Wilhelm Foissner*

**87** Die Desmidiaceen-Gattung *Euastrum*
*Rupert Lenzenweger und Wolfgang Bettighofer*

**91** Aquatische Einzeller genauer unter die Lupe genommen
Teil 2: Radiolarien
*Robert Sturm*

**97** Die Schwestergruppe der Landpflanzen
*Wolfgang Bettighofer*

**105** Stacking in der Lupenfotografie
Teil 2: Fokus-Stacking im Studioeinsatz
*Gerhard Zimmert*

**123** Georg Oberhäusers „Großes Mikroskop" und Okularmikrometer
*Erich Steiner*

### Rubriken

**73**
Kurze Mitteilung

**77, 104, 126**
Aus den Arbeitsgemeinschaften

**78, 86, 115, 122**
Nachrichten

**79**
Mikro-Markt

**80, 96**
Buchbesprechungen

**81**
Mikro-Galerie

**88**
Desmidiaceen-Steckbriefe

**120**
Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

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

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

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

*Umschlagabbildung:* Ein von Bakterien tansformiertes Diapositiv. Siehe Artikel K. Hausmann, S. 81–86.

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


# Alles Gute kommt von oben: Luftkeime

## Teil 2: Mikroskopische Untersuchungen – Prokaryoten

Cordula Siering und Klaus Hausmann

**Im ersten Teil dieser Serie wurde die Vielfalt der aus der Luft aufgefangenen Keime beschrieben. An den Kolonien, die besonders häufig auftraten, wurden nun weitere Untersuchungen durchgeführt. Die licht- und rasterelektronenmikroskopischen Analysen sollen Aufschluss über die Form der Zellen sowie den Aufbau der Kolonien geben. Im vorliegenden Artikel werden zunächst die mikroskopischen Beobachtungen an Prokaryoten und in einem weiteren Bericht dann die der Eukaryoten dargelegt.**

Die Luftkeime wurden wie im ersten Teil dieser Artikelserie beschrieben angereichert (Siering und Hausmann, 2012). Für die lichtmikroskopischen Untersuchungen wurde nach vier Tagen die Oberfläche der zu betrachtenden Kolonie abgetragen und mit einem Tropfen Wasser auf einem Objektträger verrührt. Mikroskopiert wurde dann im differentiellen Interferenzkontrast.

### Präparation für die Rasterelektronenmikroskopie

Für die rasterelektronenmikroskopischen (REM) Untersuchungen mussten die Kolonien fixiert, entwässert, getrocknet und mit Gold besputtert (bestäubt) werden. Die ausgewählten Kolonien wurden aus der Luftfangplatte ausgeschnitten und in ein Blockschälchen gegeben (Abb. 1a). Dann wurde die Fixierlösung in das Blockschälchen pipettiert. Es wurde die Parducz-Fixierung (Osmiumsublimat) eingesetzt (Körner und Hausmann, 2012; Parducz, 1967). Nach 45 Minuten wurden die Proben zwei bis drei Mal gewaschen. Dabei wurden die Kolonien und Pilze mit einem Holzspatel beim Ein- und Auspipettieren der Flüssigkeit geschützt, damit sie nicht zu starken Strömungen ausgesetzt wurden (Abb. 1b). Nach der Entwässerung der Proben in einer aufsteigenden Alkoholreihe erfolgte die Trocknung der Präparate. Da eine Lufttrocknung hohe Oberflächenspannungen hervorruft und so Strukturen des Präparats zerstört, wurde eine Kritische-Punkt-Trocknung durchgeführt. Danach wurden die Präparate mit Gold besputtert.

### Mycelartige Kolonien

Zuerst wurden die im vorangegangenen Artikel beschriebenen mycelartigen Kolonien, die man zunächst für Pilze und somit für Eukaryoten halten könnte, mikroskopisch untersucht. Sowohl die lichtmikroskopischen als auch die REM-Aufnahmen belegten die prokaryotische Natur dieser Aggregate. Lange, dicht aneinander liegende Zellketten von Bakterien bildeten die Kolonie (Abb. 2). Die einzelnen Zellen hat-

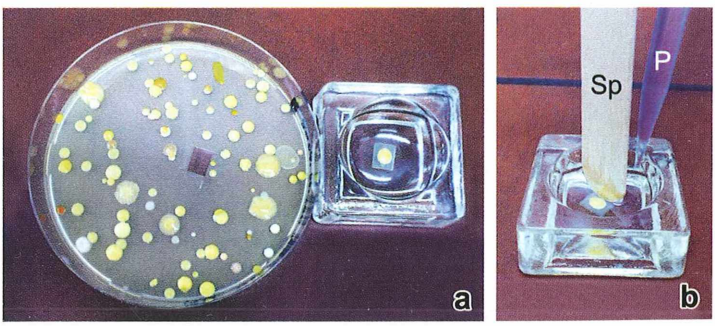



**Abb. 1:** Präparation der Proben für die Rasterelektronenmikroskopie.
**a** Ausschneiden der Probe.
**b** Waschungen (zum Schutz der Kolonien vor Strömungen wurde die Flüssigkeit hinter einem Holzspatel (Sp) ein- und auspipettiert (P).

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

ten eine Größe von circa 3 bis 4 µm und waren stäbchenförmig. Bakterien, die nur in kürzeren Ketten (zum Beispiel nur zu zweit) zusammenlagen, zeigten im Lichtmikroskop interne, punktförmige Strukturen (Abb. 2c). Bei den in längeren Ketten hintereinanderliegenden Zellen

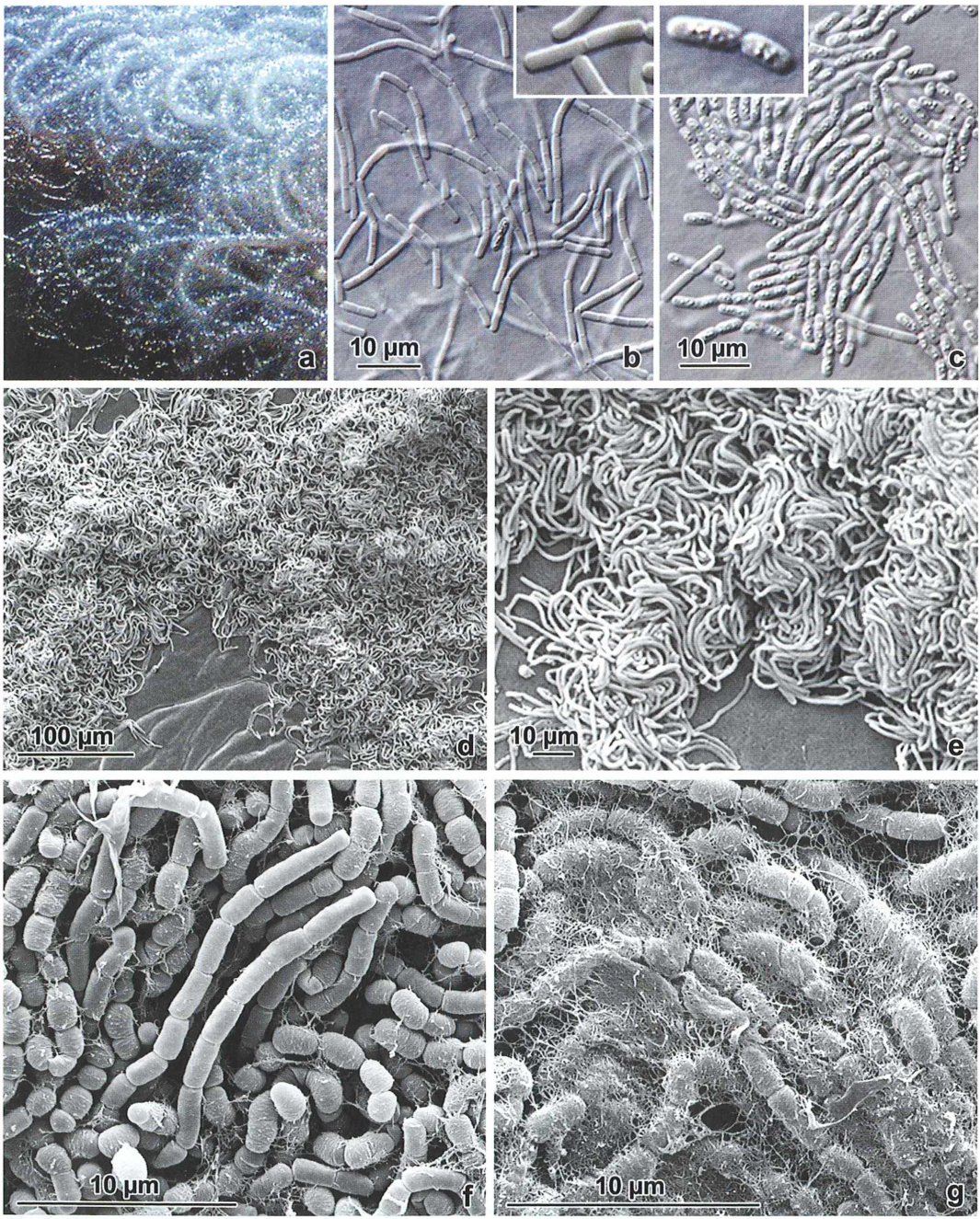



**Abb. 2:** Mycelartige Kolonie. Makroskopische Aufnahme: **a** Mycelartige Ausläufer drehen sich in der Aufsicht gegen den Uhrzeigersinn. Mikroskopische Aufnahmen: **b** Längere, in Ketten hintereinanderliegende Zellen. **c** Kürzere Stäbchen mit Zellinhalten. REM-Aufnahmen: **d** und **e** Übersicht. **f** In langen Ketten hintereinanderliegende Zellen. **g** Zellen umgeben von einem filamentösen Netzwerk in der Nähe des Kolonierands.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte


waren keine weiteren Strukturen erkennbar. Im REM sah man jedoch, dass die Zellen in ihrer Größe zum Teil erhebliche Unterschiede aufwiesen. Einige waren fast 6 µm, andere hingegen nur 2 µm lang. Am Kolonierand gab es deutlich dichtere Bereiche, in denen die Zellen von einem filamentösen Netzwerk umgeben waren (Abb. 2g). In der Koloniemitte waren nur wenige dieser fädigen Strukturen zu finden. Bei diesem Organismus handelt es sich zweifelsfrei um *Bacillus mycoides*. Nicht nur die in Ketten hintereinanderliegenden Stäbchen, sondern auch die charakteristischen, gegen den Uhrzeigersinn gerichteten, mycelartigen Ausläufer sind eindeutige Merkmale dieses Bakteriums (Bayrhuber und Lucius, 1992). Die im Lichtmikroskop gefundenen unterschiedlichen Zellstrukturen könnten auf unterschiedliche Zellstadien hinweisen. Auch die im REM gemessenen unterschiedlichen Zellgrößen könnten dafür sprechen.

## Gelbe Kolonien

Die häufig angewachsenen gelben, runden Kolonien zeigten in den mikroskopischen Untersuchungen kleine, kokkenförmige Zellen, die sich meist zu Viererpaketen (Sarcinen) zusammenbündelten (Abb. 3). Eine einzelne Zelle hatte eine Größe von 1,1 bis 1,3 µm. Besonders gut waren die Sarcinen im REM am Kolonierand auf dem Agar erkennbar, da diese hier vereinzelt vorlagen (Abb. 3c). Die Oberfläche der einzelnen Zellen war stark strukturiert. Fädige Gefüge hielten die Zellen in den Viererpaketen zusammen. Diese Fäden waren aber auch zwischen den Sarcinen zu finden (Abb. 3f). Ganz offensichtlich handelt es sich bei diesem Bakterium um *Micrococcus luteus*. Die geringe Kokkengröße, die Koloniefarbe, das positive Gram-Verhalten (siehe unten) und die typischen Sarcinen sprechen eindeutig dafür (Bayrhuber und Lucius, 1992; Dawid, 1973a und b). *M. luteus* ist ein vorwiegend auf der menschlichen Haut beheimatetes Bakterium.

## Gallertige Kolonien

Bei den gallertartigen Kolonien entdeckte man im Lichtmikroskop Zellen mit unterschiedlichen Strukturen (Abb. 4b). Es gab einzelne, kurze, stäbchenförmige Zellen und lange, meist zu zweit hintereinanderliegende Zellen. Die längeren Zellen waren fast 3,5 µm lang und die stäbchenförmigen Zellen circa 1,5 µm. Auch im Rasterelektronenmikroskop fand man verschiedene Zelltypen (Abb. 4). Einige Zellen hatten eine stark strukturierte Oberfläche und waren der Ursprung vieler fädiger Gefüge (Abb. 4e). Andere Zellen hatten eine durchgängig glatte Oberfläche ohne jegliche zusätzliche Struktur. Außerdem fand man einige Zellen, die wie aufgebrochen aussahen (Abb. 4f). Teilungsprozesse waren in allen Koloniebereichen ersichtlich (Abb. 4g). Dieses Bakterium konnte keiner Gattung zugeordnet werden. Die unterschiedlichen Zelltypen sprechen für verschiedene Funktionen in der Kolonie. So scheinen die Zellen mit einer stark strukturierten Oberfläche hauptsächlich die fädigen Gefüge zu produzieren, welche die Bakterien zusammenhalten. Die glatten Zellen hingegen wurden oft in einem Teilungsstadium beobachtet, so dass diese augenscheinlich primär für die Vermehrung zuständig sind. Zellen mit Spalt könnten eventuell aufgebrochen sein, um Endosporen freizusetzen.

## Reliefartige Kolonien

Die REM-Bilder der reliefartigen Kolonien waren besonders imposant und vielfältig. Abbildung 5 gibt einen Überblick über eine derartige Kolonie im Rasterelektronenmikroskop. Dabei sind die Bereiche markiert, aus denen die Fotos der nachfolgenden Abbildung 6 stammen. Die Kolonie zeigte in verschiedenen Bereichen auch unterschiedliche Oberflächenstrukturen. So waren die stäbchenförmigen Zellen in den Windungen fast gänzlich mit einer teppichartigen Schicht aus Sekundärprodukten überzogen (Abb. 6f), während die Furchen sehr kompakt – fast wie Gestein – aufgebaut waren (Abb. 6b). Die einzelnen Zellen in den Furchen waren mit einer Länge von 1,4 µm mehr als einen halben Mikrometer kürzer als die Zellen in den Windungen. Außerdem fand man auf den Windungen einige sich teilende Zellen. Im Querschnitt wurde das Netz, das die Zellen umgab und verband, gut sichtbar (Abb. 6d). Um die Grenze zwischen der Kolonie und dem Agar genauer zu betrachten, wurde das Präparat im REM gekippt. Die Zellen in diesem Bereich hatten eine Länge von etwa 2,5 µm (Abb. 5b, 6a), und viele von ihnen befanden sich in einem Teilungsstadium. Der Randbereich der Kolonie war an einer Stelle eher zerklüftet, während er an allen anderen Bereichen meist glatt war. In diesen

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

glatten Randbereichen war das die Zellen umgebende Netz besonders ausgeprägt (Abb. 6c). Im zerklüfteten Gebiet waren die Bakterien, wie im Bereich der Windungen, eher von einem Teppich bedeckt, in dem die Zellen zum Teil auch in kurzen Ketten hintereinanderlagen (Abb. 6e).

Die reliefartigen Kolonien konnten nicht genauer bestimmt werden. Es könnte sich dabei

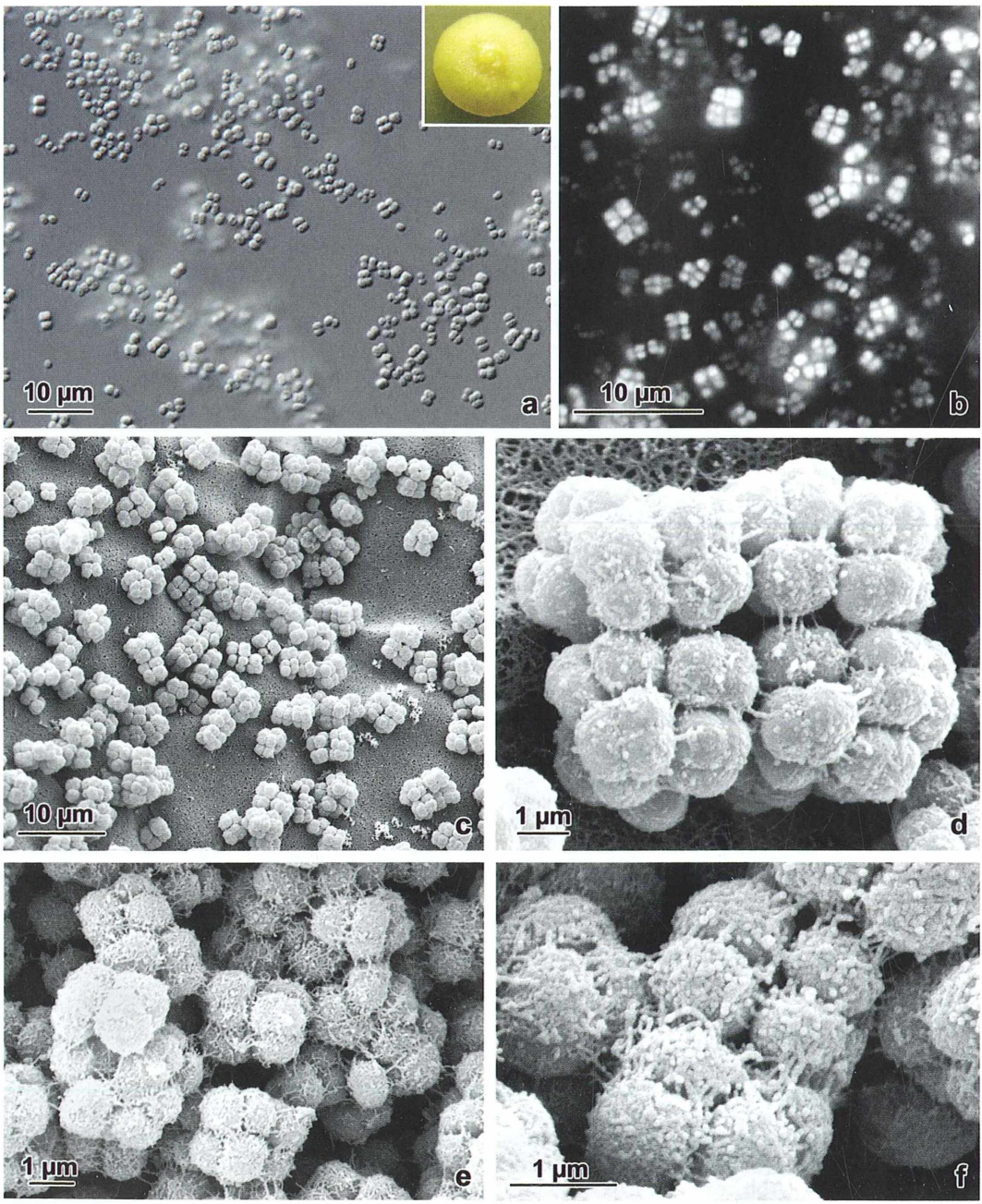



**Abb. 3:** Gelbe, runde Kolonie. Lichtmikroskopische Aufnahmen: **a** Zellgröße circa 1,3 µm. **b** Nach Acridinorangefärbung. REM-Aufnahmen: **c** und **d** Sarcinen am Kolonierand. **e** Fädige Strukturen, welche die Zellen zusammenhalten. **f** Stark strukturierte Oberfläche der Zellen.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nur zur persönlichen Nutzung.


um Bakterien der Gattung *Nocardia* handeln. Dies ist aber nur eine rein auf Vergleichsbildern basierende Vermutung. Dafür spricht lediglich das positive Gram-Verhalten der Zellen. Bemerkenswert sind allerdings die schon im ersten Teil dieser Serie beschriebenen Hemmhöfe um die Kolonien. Dieses Bakterium scheint somit sowohl eine fungizide als auch eine antibiotische Wirkung zu haben, da es sowohl das Wachstum von Pilzen als auch von *Bacillus mycoides* hemmt (Siering und Hausmann, 2012).

Die REM-Aufnahmen sprechen dafür, dass die Wachstumszone der Kolonie speziell am Kolonierand lokalisiert ist, da sich hier besonders viele Zellen in Teilung befanden. Der Teppich, der insbesondere die Zellen der herausragenden Windungen umgab, dient möglicherweise dem Schutz vor Umwelteinflüssen. In den ge-

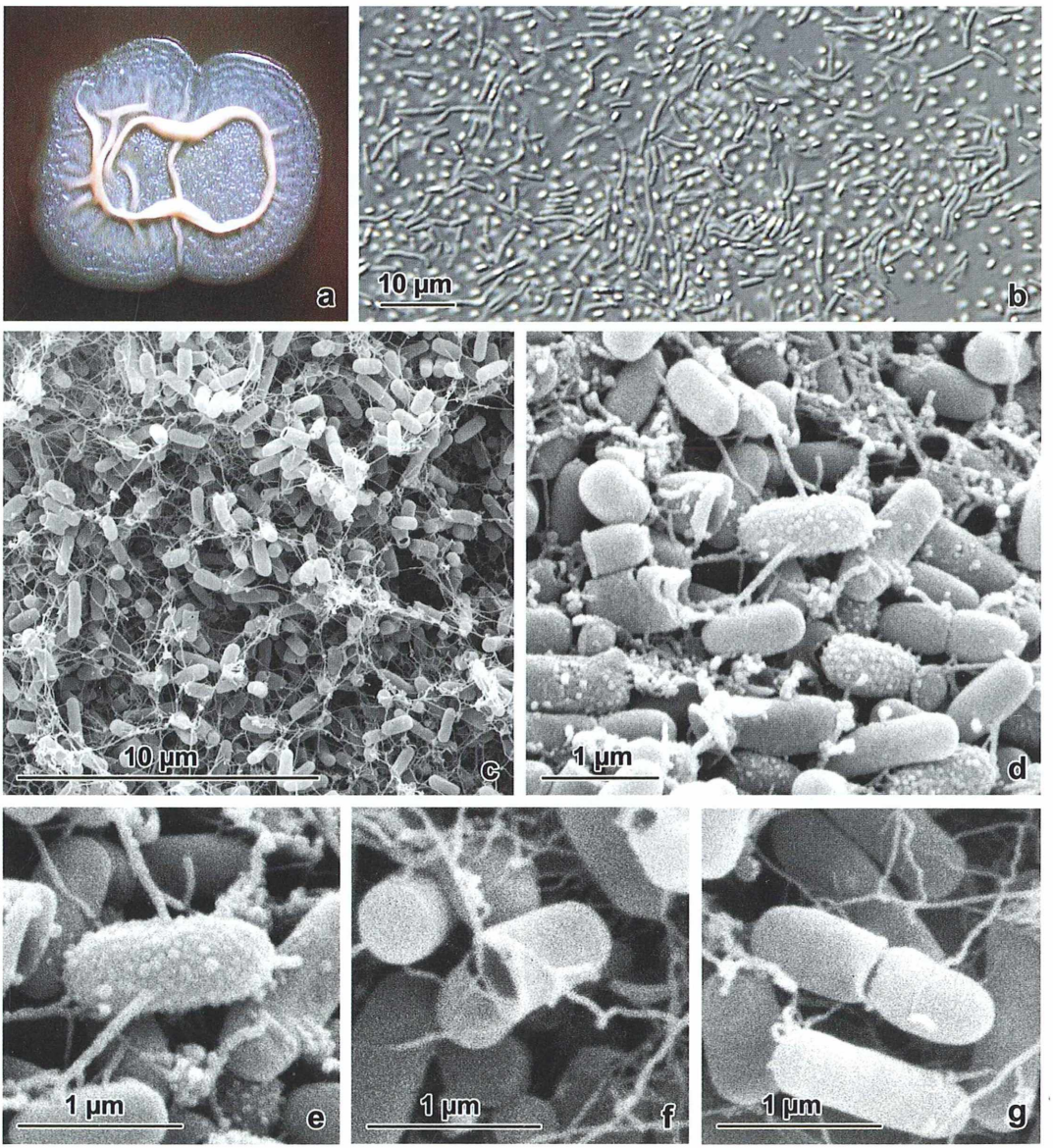



**Abb. 4:** Gallertartige Kolonie. **a** Makroskopische Aufnahme. **b** Lichtmikroskopische Aufnahme: Kurze, plumpe Stäbchen und längere Zellen. REM-Aufnahmen: **c** Kolonieoberfläche. **d** Kolonieunterseite. **e** Strukturierte Zellen. **f** Zellen mit Spalt. **g** Zellen in Teilung.

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

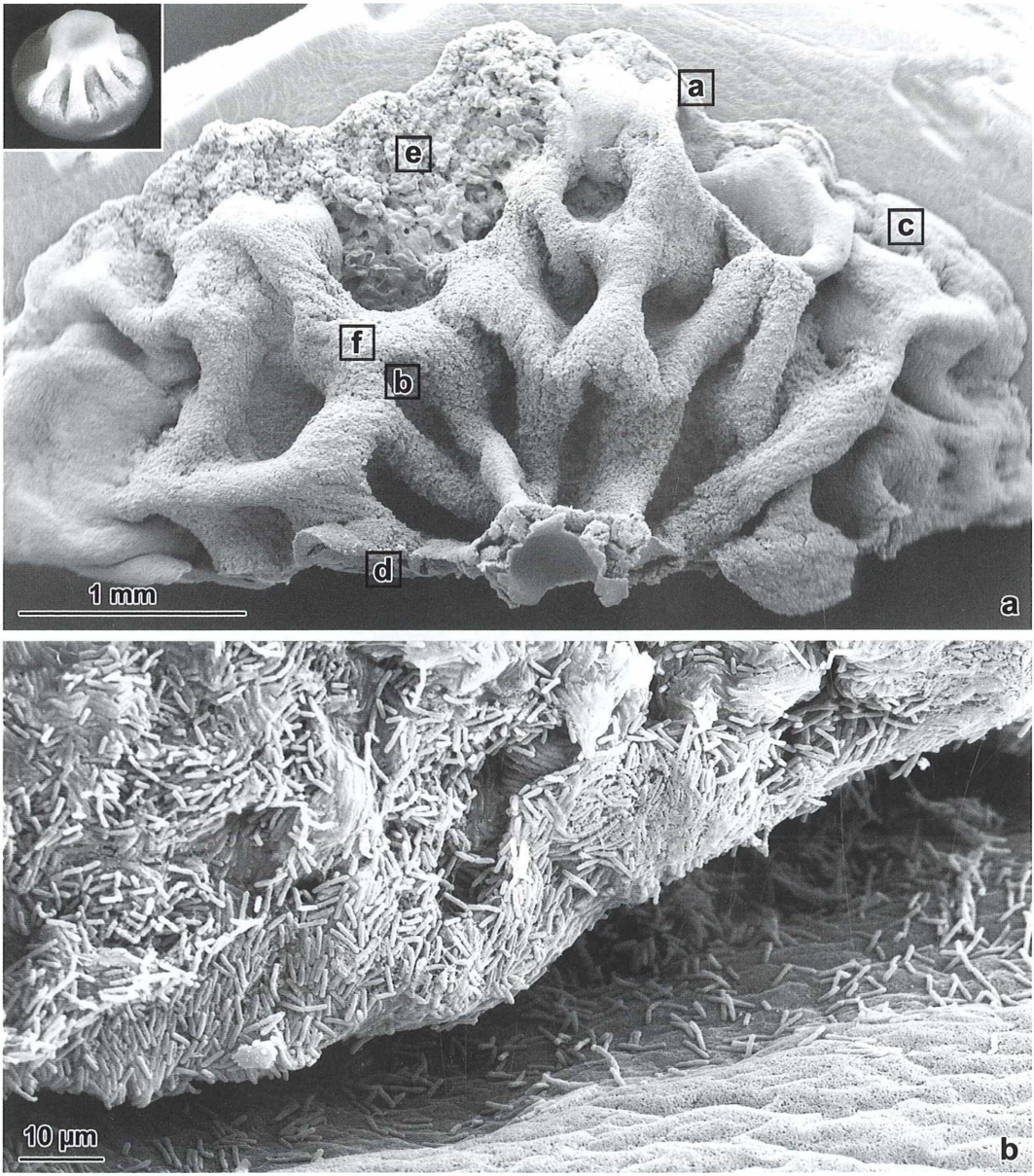
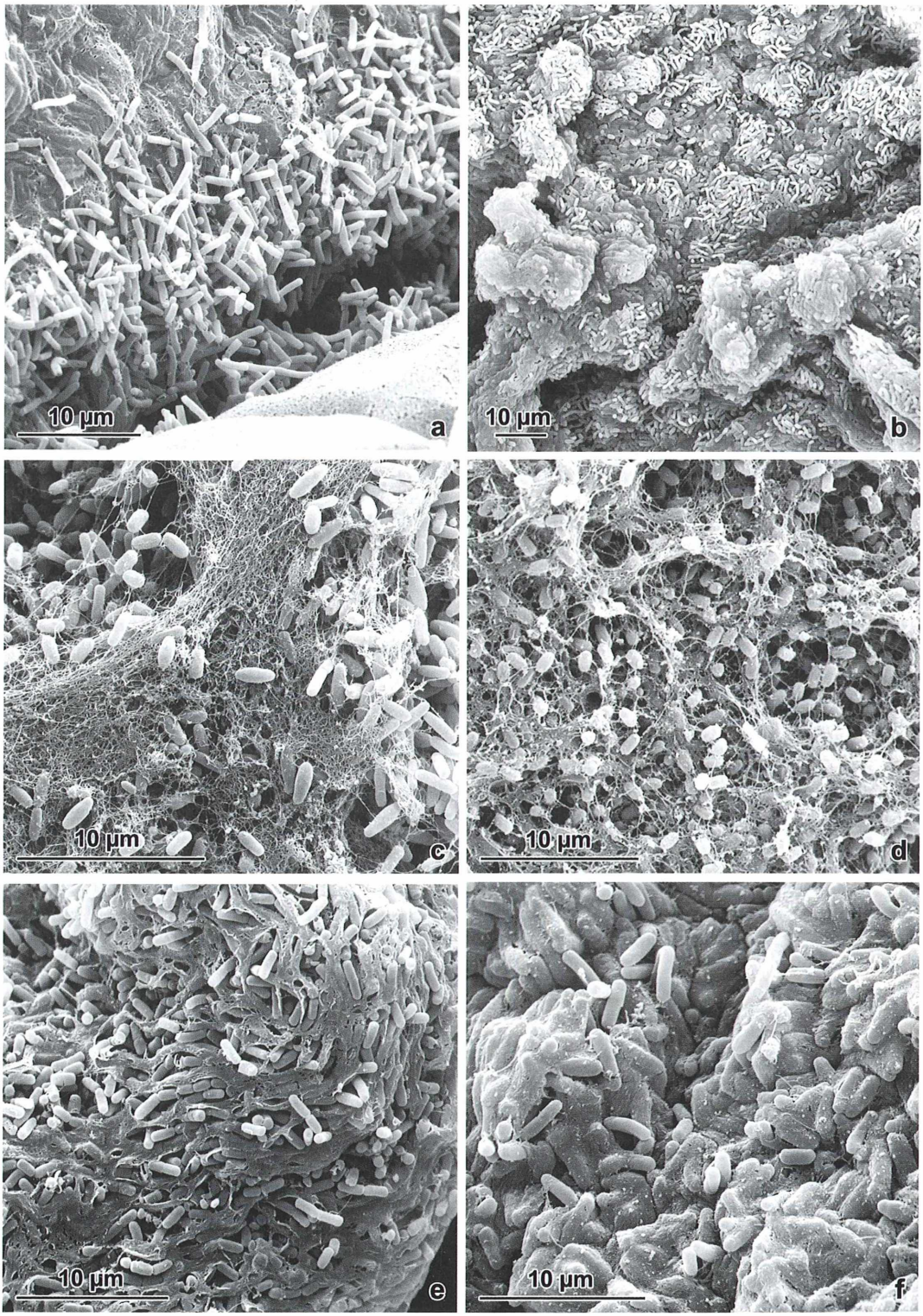



**Abb. 5:** REM-Aufnahmen reliefartiger Kolonie (1). **a** Überblick über reliefartige Kolonie im REM mit Markierungen, aus welchen Bereichen die Bilder der nachfolgenden Abbildungstafel stammen. **b** Koloniekante bei stark gekipptem Präparat.

**Abb. 6:** REM-Aufnahmen reliefartiger Kolonie (2). **a** Zellen an der Koloniekante. **b** Struktur der Furchen. **c** Struktur am glatten Kolonierand. **d** Querschnittfläche. **e** Kurze Zellketten im zerklüfteten Randbereich. **f** Struktur der Windungen.

▶

© Elsevier GmbH. Alle Rechte

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

schützten Furchen hingegen sind die Bakterien nicht so großen Belastungen ausgesetzt und können daher auch einzeln aufgefunden werden. Der in den Furchen befindliche gesteinsartige Aufbau dient wahrscheinlich der Stabilität der Kolonie. Diese kompakten Strukturen sind bei dieser Bakterienart besonders wichtig, da sie weit nach oben wächst.

Die Morphologie und die Ultrastruktur der gallertigen sowie der reliefartigen Kolonien beeindrucken in ganz besonderem Maße (vgl. Abb. 2, 3 und 4 in Siering und Hausmann, 2012). Denn es ist jeweils nur eine einzige Bakterienart, welche offenbar über sehr komplexe, bislang kaum verstandene morphogenetische Fähigkeiten verfügt, die zu den mit dem bloßen Auge sichtbaren Überstrukturen führen.

## Untersuchungen auf Gram-Verhalten

Um mehr Informationen über die einzelnen Bakterienkolonien zu sammeln, wurden einige hinsichtlich ihres Gram-Verhaltens untersucht. Dafür mussten am Vortag Flüssigkulturen der zu untersuchenden Bakterien hergestellt werden. Für das dafür benötigte Flüssig-LB-Medium [LB ist die Abkürzung für *lysogeny broth* (Bertani, 2004)] wurden 10 g Bacto-Trypton, 5 g Bacto-Hefe-Extrakt und 10 g Natriumchlorid mit Aqua bidest. zu einem Liter aufgegossen und gründlich gemischt. Das Medium wurde dann durch Autoklavieren bei 121 °C sterilisiert. Für die Flüssigkulturen wurden unter sterilen Bedingungen, das heißt, in unmittelbarer Nähe der Bunsenbrennerflamme, je 5 ml Flüssig-LB-Medium in autoklavierte Reagenzgläser gefüllt. Mit einer sterilisierten Impföse wurde eine kleine Menge der Bakterienkolonie von den Luftfangplatten abgetragen und in das Reagenzglas gegeben. Die Kulturen inkubierten dann über Nacht bei 37 °C. Dabei wurden sie maschinell ständig rotierend geschüttelt.

Der unterschiedliche Zellwandaufbau von grampositiven und gramnegativen Bakterien sorgt bei der Gram-Färbung für eine entsprechend unterschiedliche Färbung. Bei der Behandlung der Probe mit Kristallviolett und Lugol'scher Lösung (Jodlösung) kommt es zu einer Lackbildung. Dieser Lack ist wasserunlöslich und nur mäßig in Alkohol löslich. Durch Spülen mit Äthanol werden die gramnegativen Bakterien durch ihre dünne Zellwand entfärbt. Die grampositiven halten durch ihre dicke Zellwand den Farbstoff-Jod-Komplex zurück. Die anschließende Safraninfärbung (rot) kann nur bei den gramnegativen wirken, da das Violett der grampositiven Zellen das Rot überdeckt (Fuchs und Schlegel, 2007). Da die Gram-Färbung oft undeutlich ist, wurde des Weiteren ein so genannter KOH-Test (Kaliumhydroxid-Test) durchgeführt. Bei der Zugabe von dreiprozentiger KOH-Lösung zu einem Tropfen flüssiger Bakterienkultur tritt bei gramnegativen Zellen die DNA aus. Wenn man dann mit einer Impföse in die Kultur geht, zieht der durch die austretende DNA entstandene Schleim Fäden. Grampositive Zellen hingegen bleiben ähnlich viskos wie zuvor und ziehen keine Fäden (Fuchs und Schlegel, 2007).

Beide Gram-Tests ergaben, dass die vier untersuchten Bakterien grampositiv sind. Man könnte daher vermuten, dass eventuell alle Luftbakterien grampositiv sind. Da nur grampositive Bakterien in der Lage sind, Endosporen zu bilden (Madigan und Martinko, 2009), wäre diese Vermutung sogar nahe liegend. Das würde bedeuten, dass Bakterien in der Luft hauptsächlich in Form von Endosporen vorkommen, da diese besonders beständig gegenüber Hitze und anderen Belastungen sind (Madigan und Martinko, 2009) und so den Bakterien das Überleben in der Atmosphäre am besten ermöglicht wird.

## Weitere Luftkeime

Da hier nur einige der typischen Luftkeime beschrieben werden konnten, sollen an dieser Stelle noch weitere charakteristische Vertreter genannt werden. Man findet unter den Luftbakterien noch weitere Arten der Gattung *Micrococcus* (beispielsweise *Micrococcus roseus*, der rosafarbene Kolonien bildet) und *Bacillus*. Das lateinische Wort *Bacillus* bedeutet im Deutschen Stäbchen und weist somit auf stäbchenförmige Bakterienzellen hin. Ein weiterer Vertreter lässt sich an seinem typisch erdigen Geruch erkennen – *Streptomyces*. Aber auch die Gattungen *Mycobacterium*, *Corynebacterium*, *Nocardia* und *Rhodococcus* sind häufig in der Luft nachzuweisen (Steinbüchel und Oppermann-Sanio, 2011).

## Danksagung

Wir bedanken uns herzlich bei Herrn Eckhard Völcker, Berlin, für die Aufnahme der lichtmikroskopischen Bilder, bei der Arbeitsgruppe von Frau Prof. Dr. Regine Hengge, Institut für Biologie/Mikrobiologie der Freien Universität Berlin, für die Bereitstellung der Nährmedien und bei Dr. D. Serra für wertvolle Hilfestellungen bei der REM-Präparation.

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


### Literaturhinweise

Bayrhuber, H., Lucius, E. R. (Hrsg.): Handbuch der praktischen Mikrobiologie und Biotechnik. Band 3. Mikroorganismen im Unterricht. Metzler Schulbuchverlag GmbH, Hannover 1992.
Dawid, W.: Farbstoffbildende Bakterien. Pigmentbildung und Isolierung der Bakterien. Mikrokosmos 62, 78–83 (1973a).
Dawid, W.: Gelbe Luftbakterien. Mikrokosmos 62, 271–277 (1973b).
Fuchs, G., Schlegel, H.-G., mit Beiträgen von Eitinger, T., Fuchs, G., Heider, J., Kemper, B., Kothe, E., Schink, B., Schneider, E., Unden, G.: Allgemeine Mikrobiologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 2007.
Körner, S.-J., Hausmann, K.: Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 1: Prokaryoten. Mikrokosmos 101, 90–95 (2012).
Madigan, M. T., Martinko, J. M.: Brock Mikrobiologie. Pearson Studium, München 2009.
Parducz, B.: Ciliary movement and coordination in ciliates. Int. Rev. Cytol. 21, 91–128 (1967).
Siering, C., Hausmann, K.: Alles Gute kommt von oben: Luftkeime. Teil 1: Makroskopische Untersuchungen. Mikrokosmos 101, 331–339 (2012).
Steinbüchel, A., Oppermann-Sanio, F. B.: Mikrobiologisches Praktikum. Springer-Verlag, Berlin 2003, Nachdruck 2011.

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

## Kurze Mitteilung

# Fossile Glockentierchen aus der Trias

Das Verständnis der Evolution des Lebens auf unserer Erde beruht in wesentlichen Teilen auf Fossilien, welche uns Aufschluss über Entwicklungsprozesse im Verlaufe sehr großer Zeiträume geben können. Fossilierbare Anteile von Organismen sind in der Regel Hartsubstanzen wie Knochen, Schalen oder Gehölze. Wenn wir nach Einzeller-Fossilien suchen, gibt es allerdings keine sehr großen Chancen auf Erfolg, sieht man einmal beispielsweise von den externen Schalen der Foraminiferen oder den intrazellulären Skeletten der Radiolarien ab.

Die Chance, Fossilien von „normalen" Protisten wie beispielsweise gehäuselosen Flagellaten, Amöben oder Ciliaten zu finden, ist kaum gegeben, es sei denn, man trifft auf besondere Situationen. So gibt es beispielsweise eine Reihe von Berichten über Amöben (*Amoeba limax*), Flagellaten (*Astasia*), Ciliaten (*Paramecium*, *Pseudoplatyophrya*) sowie Pilzen in baltischem Bernstein.

Kürzlich wurde von einer ganz anderen Fundstelle von fossilen Glockentierchen berichtet, nämlich von Kokons antarktischer Clitellaten aus der Trias. Diese Kokons vom *Burejospermum*-Typ sind ganz ähnlich wie die des rezenten Blutegels *Hirudo medicinalis* durch eine dicke, solide innere Wand und eine aus einem lockeren Filamentnetzwerk aufgebaute Außenschicht gekennzeichnet. In der inneren Wand dieser Kokons wurden gut erhaltende Exemplare von Peritrichen gefunden, die aufgrund ihrer Morphologie (helikal kontrahierter Stiel, Scopula, Peristom, C-förmiger Makronucleus) mit großer Sicherheit der Gattung *Vorticella* zuzuordnen sind. Es wird vermutet, dass sich diese Ciliaten mit ihrem Stiel auf einem Kokon befestigt haben, während die Wand gebildet wurde und aushärtete. Dadurch wurden sie sozusagen in der Kokonhülle eingefangen und blieben dort fossil erhalten.

### Literaturhinweise

Ascaso, C., Wierzchos, J., Speranza, M., Gutiérrez, J. C., González, A. M., de los Ríos, A., Alonso, J.: Fossil protists and fungi in amber and rock substrates. Micropaleontology 51, 59–72 (2005).
Bomfleur, B., Kerp, H., Taylor, T. N., Moestrup, Ø., Taylor, E. L.: Triassic leech cocoon from Antarctica contains fossil bell animal. PNAS 109, 20971–20974 (2012).
Foissner, W.: Fossil ciliates and testate amoebae: What do they tell us? Protist 156, 14–15 (2005).
Schönborn, W., Dörfelt, H., Foissner, W., Krienitz, L., Schäfer, U.: A fossilized microcenosis in Triassic amber. J. Eukaryot. Microbiol. 46, 571–584 (1999).

Klaus Hausmann, Berlin

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


# Die sonderbare Protozoologie des Wilhelm Reich (1897–1957)

Wilhelm Foissner

**Die Organisation der Protisten gab immer wieder Anlass zu Irrtümern, besonders am Beginn ihrer wissenschaftlichen Erforschung. Erinnert sei an Christian Gottfried Ehrenberg (1838), der in seinem Hauptwerk *Die Infusionsthierchen als vollkommene Organismen* bei den Ciliaten Sexualdrüsen etc. erkannte. Er hat seinen Irrtum nie zurückgenommen, im Gegensatz zu Friedrich Stein, der sich im Jahre 1867 von seiner *Akineten-Theorie* distanzierte, nach der die Ciliaten aus Suktorien entstehen sollten.**

Aber auch in neuerer Zeit gibt es kapitale Irrtümer, beispielsweise jene von Wilhelm Reich, über den ich hier kurz berichten möchte.

## Wilhelm Reichs Vita

Wilhelm Reich (Abb. 1) hatte jüdische Vorfahren und wurde 1897 geboren. Die erste Lebenshälfte verbrachte er vorwiegend in Wien, wo er Schüler des damals schon sehr berühmten Sigmund Freud wurde. Nach Auseinandersetzungen mit der Deutschen Kommunistischen Partei auf der einen Seite und der Freud-Schule auf der anderen wurde Reich 1934 aus der Kommunistischen Partei und der Internationalen Psychoanalytischen Vereinigung ausgeschlossen. 1939 flüchtete er vor den Nazis in die USA, wo er 1957, verfolgt wegen seiner unkonventionellen Heilmethoden, in einem Gefängnis starb. Später wurden seine Bücher in den USA sogar öffentlich verbrannt.

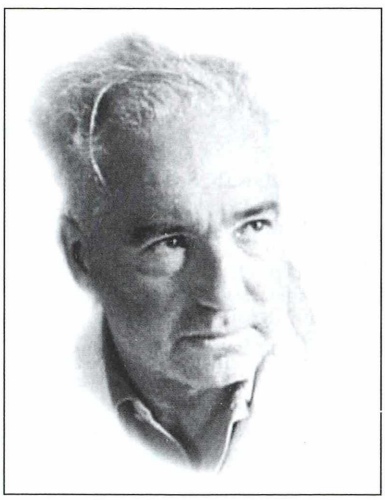


**Abb. 1:** Portrait von Wilhelm Reich (aus dem Internet).

Ich stieß auf Reich als Jugendlicher, weil um 1965 seine Theorien zur Sexualität und zum Orgasmus noch in aller Munde waren und von der *Neuen Linken* aufgegriffen wurden. Reich war einer der großen Wegbereiter der sexuellen Revolution. Darin liegt sein Verdienst.

## Wilhelm Reichs natürliche Organisation der Protozoen

Was aber hat der Psychotherapeut Reich mit den Protozoen zu schaffen? In dem 1948 in Amerika erschienenen Buch *Die Entdeckung des Orgons – Der Krebs* gibt es eine 25 Seiten starke Abhandlung über *Die natürliche Organisation der Protozoen*, aus der im Folgenden häufig zitiert wird. Zentrale Bedeutung haben dabei die angeblichen Entdeckungen der Bione und des Orgons, eine geheimnisvolle, masselose Strahlung, welche die ganze Welt erfüllt und die man mit einfachen Mitteln konzentrieren und zur Heilung von psychischen und physischen Krankheiten verwenden kann. Die Bionen sind wenige Mikrometer große, blau schimmernde Bläschen, in denen die Orgonenergie gespeichert ist. Aus den Bionen können sich Bakterien und Protozoen entwickeln. Dazu führte Reich viele Versuche durch, aus denen er ein eindrucksvolles, aber ganz irreales Schema entwickelte (Abb. 2), das er durch Mikrofotografien stützte (Abb. 3–8). Diese Fotografien entlarven allerdings noch heute die Bione und damit auch das Orgon als kapitalen Irrtum, da

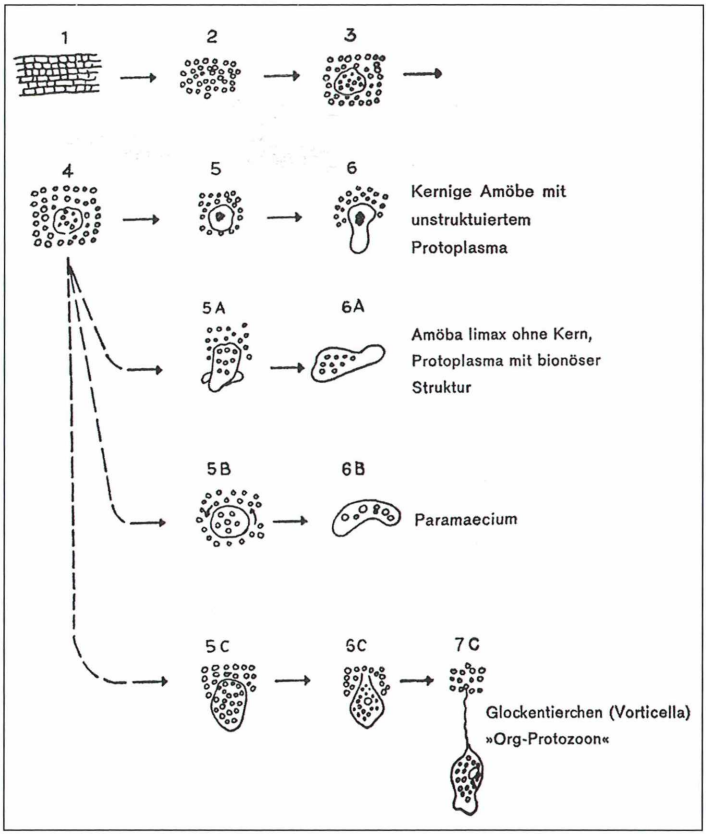



**Abb. 2:** Entwicklung verschiedener Protozoen von denselben membranösen Aggregaten (sich zersetzendes Gras oder Moos). **1–4** gemeinsame Entwicklungsstadien, **5–7** Differenzierung (aus Reich, 1974).

es sich dabei um bläschenförmig zersetzendes, organisches und anorganisches Material handelt. Details dazu finden sich in den Erklärungen der Abbildungen 3 bis 8.

Obwohl sich Reich nicht ausdrücklich zur Urzeugung von Bakterien und Protozoen bekennt (*sie können sich auch teilen*), verraten es seine Bücher und Tagebucheintragungen: *Aus einer Mischung von geglühtem Kohlenstaub, Bouillon und 50%iger KCl Lösung entstehen etwa 1 µm große Bläschen, die sich strecken, kontrahieren und pulsieren. Niemand noch, der diese Präparate lange genug studiert hat, zweifelte am lebendigen Charakter dieser Bewegungen* (Reich, 1974). Und in einem Brief an seine Frau Eva vom 7. August 1937 schreibt er: *Ruß, Asche, Holzkohle können also lebend werden!! Dies ist gelungen!*

Nicht weniger erstaunlich ist die Erklärung der biologischen Komponente des Krebs (Reich, 1974; S. 73): *Krebszellen sind nichts anderes als Protozoen, die sich im tierischen Organismus aus Gewebebionen bilden. Die natürliche Organisation der Protozoen in Gras- oder Moosaufgüssen ist der Schlüssel zum Verständnis der Krebszellorganisation im tierischen Gewebe.*

## Wilhelm Reich: Ein verkanntes Genie?

Reichs Gegner erklärten ihn meist für verrückt oder für einen Schwindler. Ich würde das zusammenfassen in ein pathologisch übersteigertes Geltungsbedürfnis, das soweit ging, dass er Fakten ausblenden oder umdeuten konnte. Dazu folgende Argumente:

- Reich hat sich die heißesten Eisen zur Forschung ausgesucht: Sexualität und Krebs. Was immer man dazu schreibt, es wird eine Anhängerschaft finden.
- Reich war mit der wissenschaftlichen Methodik vertraut und hat daher seine Thesen mit Tabellen, Kurven und Fotos, die er mit einem bis 5.000fach(!) (leer) vergrößernden Mikroskop machte, gestützt. Das mag damals Psychologen und gebildete Laien sehr beeindruckt haben.
- Reich hatte gute Kenntnisse in der Literatur und flocht in seine Thesen geschickt große Forscher ein wie beispielsweise Einstein und Jakob von Uexküll. Damit kann man beeindrucken.

Reich war ein begnadeter Vielschreiber mit einem lebhaften, auch dem gebildeten Laien verständlichen Stil. Lassen wir ihn am Schluss selbst sprechen (Tagebuch, 23. Mai 1939):

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

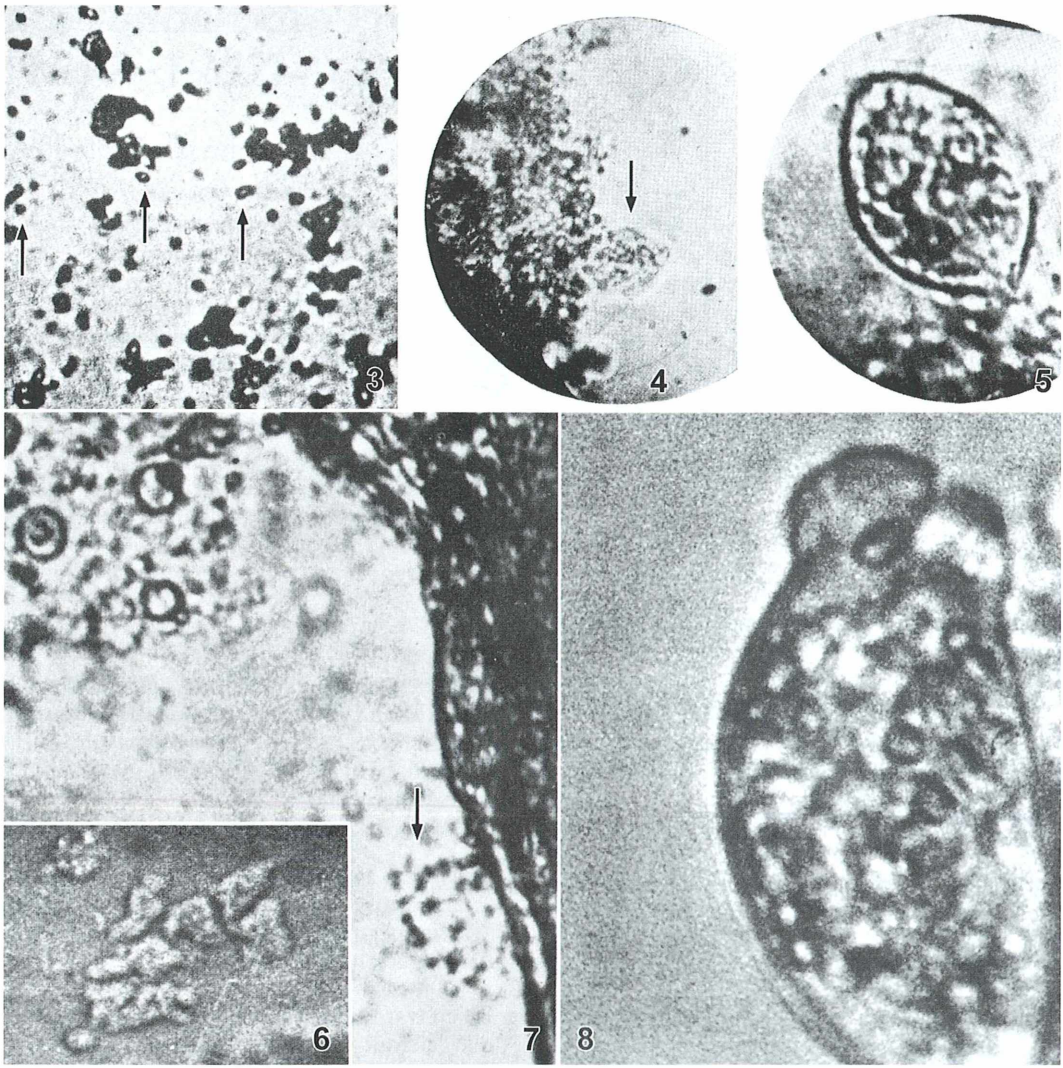



**Abb. 3–8:** Bione und ihre Entwicklung (aus Wilhelm Reich, 1974). Größe der Bilder und Text wie im Original. Meine Interpretationen sind eingeklammert und kursiv geschrieben.
**Abb. 3:** Kohlenbione (Pfeile), aus Kohlenstaub geglüht, dann in Bouillon und KCl-Lösung gequollen. (*Vermutlich winzige Fetttropfen von der Bouillon.*) – **Abb. 4:** Organisation eines Protozoons (Pfeil) am Rande eines bläschenförmig zerfallenden Grases. Vergr. ca. 700fach. (*Sicher eine sich zersetzende Graszelle.*) – **Abb. 5:** Ein organisierter Haufen von Bionbläschen. Vergr. ca. 1500fach. (*Sicher eine sich zersetzende Opercularia, siehe Abb. 8.*) – **Abb. 6:** Amöben am Rand von zerfallendem Gras. (*Das stimmt.*) – **Abb. 7:** Eine frühe Phase in der Entwicklung der *Amoeba limax*. Die Kugelformen oben links stammen aus gequollenem Gras. Sie entwickeln sich zu Amöben. Unten rechts entsteht ein Protozoon (Pfeil). Vergr. ca. 1.000fach. (*Vermutlich Ruhecysten von Flagellaten oder kleinen Amöben, vergleiche Abb. 6. Das entstehende Protozoon ist wahrscheinlich flockiger organischer Detritus.*) – **Abb. 8:** *Org-Protozoon.* Ein vollständig organisiertes Protozoon, eine *Vorticella*, im Zustand der Expansion, das sich aber noch nicht vom Grasblatt abgelöst hat. Beachte die bläschenförmige Struktur des Protoplasmas. Vergr. ca. 3.000fach. (*Aus einem Bion-Versuch mit stark zersetztem Gras. Reich bildet ein peritriches Ciliat ab, vermutlich* Opercularia asymmetrica, *die in stark saprobem Milieu häufig ist [Aescht und Foissner, 1992]. Die bläschenförmige Struktur des Protoplasmas entsteht durch die zahlreichen Nahrungsvakuolen. Reich nennt die Peritrichen Org-Protozoen wegen ihrer orgasmusartigen Kontraktion und Expansion.*)

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


*Ich bin im Grunde ein ganz großer Mann, eine Seltenheit sozusagen. Was habe ich entdeckt! 1. Die Funktion des Orgasmus, 2. Die charakterliche Panzerung, 3. Die Lebensformel, 4. Die Bione, 5. Die elektrische Funktion der Sexualität, 6. Die Orgonstrahlung, 7. Die Mechanismen der Krebsbildung, 8. Die Mechanismen des Rheuma, 9. Die Mechanismen der Schizophrenie samt organischem Fundament der Neurosen, 10. Die Soziologie der Sexualverdrängung, 11. Die Dynamik des Faschismus, 12. Die Kreiselwelle. Viel, gut erarbeitet, dennoch – ich kann es nicht genießen – ich bange um meine Zukunft!*

### Literaturhinweise


Aescht, E., Foissner, W.: Biology of a high-rate activated sludge plant of a pharmaceutical company. Arch. Hydrobiol. Suppl. 90, 207–251 (1992).

Ehrenberg, Ch. G.: Die Infusionsthierchen als vollkommene Organismen. Ein Blick in das tiefere organische Leben der Natur. L. Voss, Leipzig 1838.

Higgins, M. B.: Wilhelm Reich. Jenseits der Psychologie. Briefe und Tagebücher 1934–1939. Kiepenheuer und Witsch, Köln 1996.

Reich, W.: Die Entdeckung des Orgons, Band I. Die Funktion des Orgasmus. Kiepenheuer und Witsch, Köln 1969. (Erstmals erschienen 1942 unter dem Titel *The Function of the Orgasm. The Discovery of the Orgone*, Vol. I).

Reich, W.: Die Entdeckung des Orgons, Band II. Der Krebs. Kiepenheuer und Witsch, Köln 1974. (Erstmals erschienen 1948 unter dem Titel *The Cancer Biopathy*.)

Stein, F.: Der Organismus der Infusionsthiere nach eigenen Forschungen in systematischer Reihenfolge bearbeitet. II Abtheilung. 1. Darstellung der neuesten Forschungsergebnisse über Bau, Fortpflanzung und Entwickelung der Infusionsthiere. 2. Naturgeschichte der heterotrichen Infusorien. Engelmann, Leipzig 1867.


*Verfasser:* Univ.-Prof. Dr. Wilhelm Foissner,
FB Organismische Biologie, Universität Salzburg,
Hellbrunnerstrasse 34, 5020 Salzburg, Österreich,
E-Mail: Wilhelm.Foissner@sbg.ac.at

# Aus den Arbeitsgemeinschaften

## Berliner Mikroskopische Gesellschaft

### Programm März bis August 2013

08.03.: *Dr. Caspar Schöning, Berlin:*
Taxonomie und Arbeiterinnenpolymorphismus der afrikanischen Treiberameisen (P)

15.03.: *Martina und Günther Zahrt, Berlin:*
Kurs Praktische Mikroskopie

22.03.: *PD Dr. Bücker und Frau Feldmann, Bundesanstalt für Materialforschung (BAM), Berlin:*
Besichtigung des Analytischen Rasterelektronenmikroskops
Veranstaltungsort: BAM, Zweiggelände Adlershof, Volmerstraße 7b, Berlin; Uhrzeit: 17.00–19:00 Uhr

05.04.: *Dipl. Biol. Stephanie Lauke, FU Berlin:*
Wenn ein Sandkorn zum Findling wird – Die Bodenwelt aus der Sicht von Mikroarthropoden (P)

12.04.: *Martina und Günther Zahrt, Berlin:*
Kurs Praktische Mikroskopie

19.04.: *Prof. Dr. Carl Erb, Augenklinik am Wittenbergplatz, Berlin:*
Erkrankung der Netzhaut des Auges
Veranstaltungsort: Kleiststr. 23–26, Berlin

03.05.: *Gerd Günther, Düsseldorf:*
Regenwurm-Ciliaten (P)

Do. 09. – So. 12.05.: *Prof. Dr. Ulrich Szewzyk, TU Berlin:*
Exkursion in das Untere Odertal
Anmeldung bei
Ulrich.Szewzyk@TU-Berlin.de

17.05.: *Dipl. Biol. Thomas Fromm, Berlin:*
Nordseeplankton (P)

31.05.: *Marion Schemann, Düsseldorf:* Haare (P)

07.06.: *Martina und Günther Zahrt, Berlin:*
Kurs Praktische Mikroskopie

So. 16.06.: *Dr. Erika Hausmann, Berlin:*
Moose und Farne, 10:00 Uhr Exkursion
Treffpunkt wird noch bekannt gegeben.

19.6.-02.08.: Sommerferien

09.08.: *Dr. Erika Hausmann, Berlin:*
Mikroskopische Aspekte von Moosen und Farnen (P)

16.08.: *Martina und Günther Zahrt, Berlin:*
Kurs Praktische Mikroskopie

23.08.: *Dr. Dirk Mikolajewski, FU Berlin:*
Evolutionsökologie bei Libellen (P)

Die Übungsabende beginnen – sofern nicht anders angegeben – jeweils um 19:00 Uhr im Institut für Biologie/Zoologie (Johannes-Müller-Saal, Parterre, oder Ehrenberg-Saal, 1. Obergeschoss) der FU Berlin, Königin-Luise-Straße 1–3 (Eingang Haderslebener Straße 1–3), 14195 Berlin.

Die mit P gekennzeichneten Termine beinhalten einen praktischen Teil.

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

Nachricht

# 2012: 16. Limnologischer Sommerworkshop in der Krüseliner Mühle der Feldberger Seenlandschaft

Im Jahr 2012 fanden drei Durchgänge des Sommerworkshops in der Krüseliner Mühle, Feldberger Seenplatte, statt, wobei zwei für die Studierenden und einer für einen Biologieleistungskurs der Archenhold Oberschule, Berlin, vorbereitet wurden. Außerdem fand ein 3-Tageskurs für Schüler Berliner Oberschulen und Gymnasien im Juni 2012 am Weißen See statt. An den Sommerkursen am Krüselinsee haben auch wieder Dr. Georg Kubsch und PD. Dr. Wolfgang Frenzel, beide Technische Universität Berlin, Dr. Lothar Täuscher, Institut für angewandte Gewässerökologie, Seddin, sowie Ingeborg und Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter, BONITO e. V., aktiv mitgewirkt. Die Studentenkurse sind eine Gemeinschaftsveranstaltung der aufgeführten Institute und der Arbeitsgemeinschaft BONITO e. V. unter Federführung der Humboldt Universität Berlin. In fruchtbarer Zusammenarbeit bringt jeder Mitwirkende seine Erfahrungen und Kompetenzen ein, so dass ein anspruchsvolles Programm, das bei den Teilnehmern immer gut ankommt, geboten werden kann.

Die Gewässer der Feldberger Seenlandschaft, die in einem der wohl besterhaltenen Endmoränengebiete Norddeutschlands liegen, eignen sich besonders gut, um Studierende und Schüler mit den Vorgängen in geschichteten Süßwasserseen während der Sommerstagnation vertraut zu machen. Mehrfach wurden in diesem Rahmen in Gruppen von drei bis fünf Teilnehmern Seen wie der Schmale Luzin, der Krüselin, der Feldberger Haussee und der nunmehr schon seit über 50 Jahren zusätzlich von BONITO beobachtete Scharteisensee, akribisch untersucht und bewertet. Das dürfte besonders darum wichtig erscheinen, weil damit nahtlos die laufenden Langzeituntersuchungen der BONITO zum Sauerstoffhaushalt der Gewässer weitergeführt werden konnten.

Natürlich gehörte auch wieder der immer noch als polytroph anzusprechende Feldberger Haussee als Untersuchungsobjekt dazu. Gerade an dessen Beobachtung und Gesundung – insbesondere nach einer im Jahr 2011 erfolgten Phosphatfällung mit Aluminiumpolychlorid – besteht ja ein besonderes Interesse der Wissenschaftler und nicht zuletzt wohl auch der Feldberger und ihrer Feriengäste.

Und es sollte hier noch einmal zur Situation anthropogen eutrophierter Gewässer – nicht nur zum Feldberger Haussee – deutlich gesagt werden: Ein stehendes, relativ tiefes Gewässer, das einmal gründlich mit Nähr- und Schadstoffen belastet wurde, kann trotz größter Anstrengung, also trotz Sanierungs- und Restaurierungsmaßnahmen, durchaus viele Jahre benötigen, um sich wieder seinem Urzustand anzunähern.

Es ist ja nicht damit getan, dass die Klarheit des Wassers für viele Monate im Jahr wieder gewährleistet ist, dass also die Chemie des Wassers wieder stimmt. Es müssen sich auch die Wasserpflanzen (Hydrophyten), die einst den See besiedelten, regenerieren, möglicherweise sich überhaupt erst einmal wieder einstellen (Abb. 1). Und Gleiches gilt für das Phyto- und Zooplankton. Nicht zuletzt muss schließlich auch der Fischbesatz nach Art und Menge wieder den Gegebenheiten des Gewässers entsprechen.

Erfreulicherweise konnte 2012 erneut festgestellt werden, dass sich die Wasserflora im Haussee, einst schon fast völlig vernichtet, weiter zu erholen scheint. Ja, es tauchten sogar Pflanzen wie das Große Nixkraut (*Najas marina*) auf, ein Hydrophyt, der relativ hohe Ansprüche an die Wasserqualität stellt. Diese Pflanze wurde unseres Wissens früher im Feldberger Haussee nicht gefunden.

Neben der Bestimmung wichtiger physikalischer und chemischer Parameter wurden auch biologisch-öko-

**Abb. 1:** Aloeblättrige Krebsschere (*Stratiotes aloides*) und Großer Wasserschlauch (*Utricularia vulgaris*).

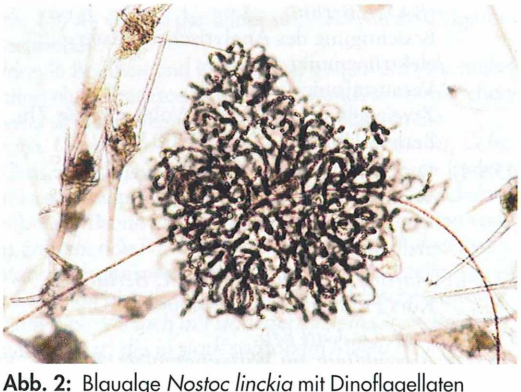


**Abb. 2:** Blaualge *Nostoc linckia* mit Dinoflagellaten (*Ceratium hirundinella*) aus dem Scharteisensee.

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


logische Untersuchungen durchgeführt. Nach einem einführenden Vortrag von Dr. Täuscher konnten vorkommende Makrophyten bestimmt und das jeweils gewonnene Plankton unter Anleitung mit den Hellfeld-Mikroskopen betrachtet werden (Abb. 2). Natürlich galt es zuerst die Frage zu klären, ob es sich im aktuell untersuchten Gewässer um ein Zoo- oder Phytoplanktonstadium handelte. Diese Frage konnte meist schon unter Verwendung einer von BONITO genutzten Planktonküvette auf dem Boot beantwortet werden (Richter und Glatzer, 1996). Mit Hilfe der Mikroskope ging es dann darum, wenigstens einige der für die Gewässerzuordnung wichtigen Leitorganismen zu finden (Abb. 3).

Der traditionelle Vortrag von Dipl. Biol. Richter zeigte den Teilnehmern, wie auch mit ganz einfachen und/oder selbstgebauten Gerätschaften aussagefähige Ergebnisse bei Gewässeruntersuchungen möglich sind. So spielten für BONITO immer die Sichttiefenmessungen mit weißen und farbigen Secchischeiben (Lichtklima) sowie das Ermitteln der Wasserfarben nach Forel und Ule eine wichtige Rolle. Besonders wichtig aber waren für diese ehrenamtlich arbeitenden Freizeitforscher die mit einem selbst konstruierten Kolorimeter vorgenommenen Langzeituntersuchungen des im Wasser molekular gelösten Sauerstoffs. Nach wie vor zeigt ja der Sauerstoffhaushalt eines tiefen Gewässers an, wie es mit den natürlich oder anthropogen eingebrachten Nähr- und Schadstoffen fertig wird.

Die Wiederanwendung einer schon von Czensny (1924) beschriebenen quantitativen Methode der Schwefelwasserstoffbestimmung durch Titration nach Geruch mit einer Kupfersulfatlösung gehörte ebenfalls zu den einfachen Analysenmethoden, die direkt auf dem See im Boot durchgeführt wurden. Transportfehler vermeidend, erwies sich dieses Verfahren als ausreichend genau.

Grundlegende Vorträge zur Instrumentellen Analytik und zur Seenkunde von Dr. Wolfgang Frenzel und Dr. Georg Kubsch sowie die praktische Arbeit auf den Seen und im Labor wurden wieder durch das Zusammensein in der Gemeinschaft, in gemeinsamer Freizeitgestaltung bei Sport und Spiel, bei Wanderungen, dem Grillen und am Lagerfeuer ergänzt.

In diesem Jahr berichtete der *Nordkurier* über diese Arbeit, und auch das Fernsehen, nämlich der *ndr*, Schwerin, berichtete in Wort und Bild im Format *Land und Leute*.

Der Dank gilt allen Mitwirkenden, nicht zuletzt auch dem Team der Krüseliner Mühle, das Unterbringung und Verpflegung für die Studierenden und Schüler gut und preisgünstig bereitstellte und viele Extrawünsche erfüllte.

**Abb. 3:** Blattfußkrebs *Diaphanosoma brachyurum*.

## Literaturhinweise

Czensny, R.: Eine neue Methode zur Bestimmung des Schwefelwasserstoffs im Wasser. Mitteilungen für die Fischerei-Vereine für Brandenburg, Ostpreußen, Pommern und für die Grenzmark 16, 320 (1924).

Richter, W. M., Glatzer, M.: Eine handliche Küvette zur Beurteilung des (Zoo-) Planktons in Gewässern. Mikrokosmos 85, 51–53 (1996).

Rothmaler, W.: Exkursionsflora von Deutschland – Atlas der Gefäßpflanzen. Verlag Volk und Wissen, Berlin 1959.

*Verfasser*: Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter,
BONITO e.V., Fichtenweg 8, 21709 Himmelpforten,
und Dr. Georg Kubsch,
Humboldt-Universität Berlin,
Institut für Analytik und Umweltchemie,
Brook-Taylor-Str. 2, 12489 Berlin
E-Mail: bonitorichter@web.de und
georg.kubsch@chemie.hu-berlin.de

Mikro-Markt

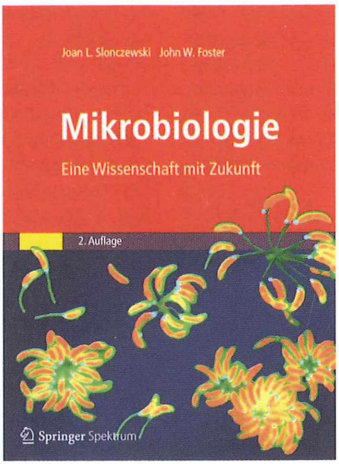
**Zeiss Axioskop**
mit Fluoreszenzeinrichtung, Kamera und Monitor zu verkaufen.
Detaillierte Informationen finden Sie unter:
www.vende2000.de

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

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

# Buchbesprechung

**Slonczewski, J. L., Foster, J. W.: Mikrobiologie – Eine Wissenschaft mit Zukunft.**
(Übersetzung der 2. amerikanischen Auflage von Hilbig, J., Jarosch, B., Seidler, L., Werner, O.).
Springer Spektrum Verlag, Heidelberg 2012,
1425 Seiten,
940 farbige Abbildungen,
gebunden € 79,95,
ISBN 978-3-8274-2909-4.




Das Lehrbuch *Mikrobiologie – Eine Wissenschaft mit Zukunft* von Joan L. Slonczewski und John W. Foster wiegt um die drei Kilo, hat gerade noch unter 1.500 Seiten, und ich kann es nicht mit Begeisterung empfehlen.

Beim ersten Durchblättern macht das Buch einen guten Eindruck – es hat alles, was man von einem modernen Lehrbuch erwartet: Eine klare Gliederung, schöne Abbildungen, ein dickes Glossar, Übungsaufgaben, Hinweise aufs Internet sowie eine hochwertige Aufmachung. Und es behandelt das ganze Gebiet vom Ursprung des mikrobiellen Lebens bis hin zur Immunologie und medizinischen Mikrobiologie. Ich habe auf gut Glück ein wenig darin herumgeschmökert, was ich vielleicht besser nicht getan hätte. Denn es sind mir gleich eine Reihe von ärgerlichen Fehlern und Ungenauigkeiten aufgefallen. Da wird zum Beispiel von den zellulären Schleimpilzen schwadroniert; ihr Entwicklungszyklus ließe sich mit dem von Humanparasiten vergleichen (S. 165), und die Amöben bilden nach einer Meiose Sporen (S. 875; schön wär's, dann könnte man endlich anständige Genetik mit *Dictyostelium* machen). Auf Seite 900 werden wir dann übrigens mit erhobenem Zeigefinger belehrt (penetrant, das ständige *Beachten Sie*...), dass der Entwicklungszyklus asexuell ist. Das Kapitel über die Evolution des Genoms wird mit Dobzhanskys berühmtem Dictum *Nichts in der Biologie*... eingeleitet. Klar, das muss man machen, aber das ursprüngliche Zitat ist von 1964, nicht von 1972 (S. 389). Auch wenn die Autoren seine Arbeit *Biology, Molecular and Organismic* nicht gelesen haben, hätte ein Blick in Wikipedia genügt, um das korrekt zu datieren. Oder das Kapitel über die adaptive Immunantwort, das die Autoren mit der erfolgreichen SCID-Stammzell-Gentherapie von Adrian J. Thrasher 2004 einführen (S. 1036). Kein Wort über die Leukämie-Katastrophe, die durch die erste SCID-Gentherapie durch Alain Fischer 1999 ausgelöst wurde. Natürlich gibt es in den Kapiteln, in denen es um die Spezialgebiete der Autoren geht, nichts Ungereimtes. Vielleicht braucht es heute mehr als zwei Autoren, um die ganze Mikrobiologie in einem Lehrbuch abzuhandeln. Bemerkenswert scheint mir, dass sich solche Fehlleistungen in der zweiten Auflage eines Lehrbuchs finden, das vom Verlag mit der Aussage beworben wird, es sei in den USA binnen zwei Jahren zum Standard-Lehrbuch geworden.

Wissenschaft wird von Menschen gemacht und da ist es eine gute Idee, auch ihre Protagonisten zu portraitieren, wie das in dem Buch anhand von etwa hundert Fotos getan wird. Rund 25 dieser Abbildungen zeigen europäische Forscher, von denen die meisten ihre große Zeit vor 1960 hatten. Kontemporäre Mikrobiologen scheinen sich dagegen fast exklusiv in den USA zu tummeln, und man sieht sie, wie sie etwa eine Probe nehmen oder von George W. Bush mit einem Preis geehrt werden. Aber Hallo! Es gibt auch nach Koch und Pasteur gute Mikrobiologie und gute Mikrobiologen etwa zwischen Stockholm und Bordeaux. Irgendwem im deutschen Verlag muss diese Ohio- und Oklahoma-Lastigkeit aufgefallen sein, und man hat wohl deshalb den fast schon pathetisch wirkenden Versuch gemacht, sie durch (ganz unterhaltsame) Interviews mit fünf deutschen Mikrobiologen (Alexander Steinbüchel, Regine Hengge, Franz Narberhaus, Karl Stetter, Andreas Peschel) zu balancieren.

Ich bezweifle, dass sich Slonczewski/Foster schnell gegen die etablierten (auch deutschen) Platzhirsche auf dem Markt der mikrobiologischen Lehrbücher durchsetzen werden. Wir werden sehen, ob dies ein Lehrbuch mit Zukunft ist.

Rupert Mutzel, Berlin

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


Mikro-Galerie

# Durch mikrobielle Aktivität vom Diapositiv zum Kunstwerk

## Zum Schaffen des Künstlers Wolfgang Ganter aus Berlin

Klaus Hausmann

**Sieht man sich die Titelseite und die Bilder auf den folgenden Seiten an, mag man sich spontan fragen: Was ist das denn? Und was hat das mit Mikroskopie zu tun? Ohne Erklärungen wird man wohl kaum eine plausible Antwort finden. Schließlich wird man sich auch fragen: Wer macht denn so etwas?**

Letztere Frage ist nach einem informierenden Blick ins Internet schnell beantwortet: Wolfgang Ganter ist Schöpfer dieser Werke. Der 1978 in Stuttgart geborene Künstler lebt und arbeitet seit 2006 in Berlin. Er studierte an der Staatlichen Akademie der Bildenden Künste Karlsruhe und war Meisterschüler bei Prof. Andreas Slominski. Der Künstler ist kein unbeschriebenes Blatt, sondern wurde bereits mehrfach durch Stipendien und Preise ausgezeichnet: 2004, Stipendium der Heinrich Herz Gesellschaft; 2005, Graduiertenstipendium des Landes Baden-Württemberg und Preis des Förderkreises Kunst und Kultur Offenburg; 2009, Residenzstipendium Schöppingen; 2010, Residenzstipendium Silvia und Helmut Wickeleder Stiftung, Schloss Leinzell; 2010/11, Residenzstipendium Cité Internationale des Arts, Paris; 2012, Residenzstipendium Wochenaufenhalter 2012, Bureau d'Artist, Zürich; 2012, Kunststiftung Baden-Württemberg; 2012, Stiftung Kunstfonds, Bonn. Er präsentierte seine Werke bislang in zahlreichen nationalen wie internationalen Ausstellungen, beispielsweise in Baden-Baden, Berlin, Itatoi (Japan), Karlsruhe, Kopenhagen (Dänemark), Leinzell, Oaxaca (Mexiko), San Francisco (USA), Stockholm (Schweden), Tokyo (Japan) und Vlissingen (Holland). Offenbar ist er in der Kunstszene eine bekannte Erscheinung.

### Erste Kontakte

Wie kommt eine solche Persönlichkeit in den MIKROKOSMOS? Wo sind die Querverbindungen?

Mein erster Kontakt mit Wolfgang Ganter erfolgte vor einigen Jahren über einen Mikrofreund aus der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft. Er erzählte mir von einem jungen Künstler, den er irgendwo in Berlin kennengelernt hatte und der alte Diapositive sammle, welche er künstlerisch verfremde. Da wir – wie das Schicksal so spielt – gerade zu dem Zeitpunkt im Institut im Rahmen diverser Aufräumaktionen einige Kästen mit alten Dias aussortiert hatten, lag nichts näher, als diese an besagten Künstler weiterzugeben. Ich muss sagen, dass ich mich damals nicht so sehr intensiv mit dem Schaffen von Wolfgang Ganter auseinandergesetzt habe.

Von da an erhielt ich immer wieder Rund-Mails von ihm, in denen er auf seine neuen Ausstellungen oder besondere Aktionen und Installationen aufmerksam machte. Der zündende Funke ist dann übergesprungen, als er mir einen Link auf ein von der *Deutschen Welle* produziertes Video zusandte, das ein Interview mit ihm zu seiner aktuellen künstlerischen Tätigkeit zum Inhalt hatte. Es ging um seine Arbeit an den Dias, wobei er offenbar zur Transformation (im Grunde genommen Zerstörung) der Vorlagen sich die Tätigkeit von Bakterien zu Nutze macht.

### Hintergrundinformationen zur Erstellung der Bilder

Zu dem Zeitpunkt war mir allerdings immer noch nicht so ganz klar, inwieweit bei seiner Arbeit das Mikroskop eine wesentliche Rolle spielt, wie er sagte. Das wurde mir schlagartig

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

**Abb. 1:** Der Künstler in seinem Atelier mit einigen seiner großformatigen Kreationen.

bei einem Besuch in seinem Atelier in Berlin Wedding klar. Hier sah ich nämlich seine Kunstwerke in ihrer Originalgröße, in Meterdimensionen (Abb. 1). Und das in einer unglaublichen Auflösung, die mit keinem konventionellen Dia-Scanner erzielen werden kann. Das lässt sich nur über den Weg der mikroskopischen Fotografie verwirklichen. Das gesamte Dia wird nämlich bei relativ schwacher Vergrößerung – aber erheblich höherer Auflösung als beim Dia-Scanner – in Hunderte von Einzelfotos zerlegt, die anschließend per Computer unter Anwendung eines konventionellen Stitching-Programms wieder zu einem Bild vereinigt werden. Das ermöglicht Wolfgang Ganter dann, mit Hilfe eines professionellen Pigmentdruckers einige Quadratmeter große Bilder auszuplotten. Im nächsten Schritt wird das Bild auf einen Holzkasten aufgebracht und schließlich mittels eines vom Künstler entwickelten Verfahrens mit einer glasklaren Kunststoffoberfläche versiegelt. Das Ergebnis ist einfach überwältigend.

## Eine neue Kunstrichtung: Bakterialität

Weg von der handwerklichen, hin zur künstlerischen Facette der Bildwerke: Welche Rolle spielen die Bakterien? Was geht wirklich an den Dias vor? Welche Rolle spielt der Künstler? Dazu kann man eigentlich nur konstatieren, dass alles recht mysteriös ist. Denn weder die eingesetzten Bakterienarten sind bekannt, noch das, was sie mit den Diaschichten im Detail anstellen und erst recht nicht, welchen Einfluss der künstlerisch agierende Mensch Wolfgang Ganter bei diesem Prozess nimmt.

Diese Fragen kann ich in diesem Bericht nicht beantworten. So ist es wohl am besten, sich einfach ein paar der Kunstwerke, die kürzlich unter dem Thema *Bakterialität* ausgestellt wurden, anzuschauen und sie auf sich wirken zu lassen.

Das Ergebnis der bakteriellen Veränderungen von Diapositiven ist derartig vielfältig und facettenreich, dass es mir nicht möglich ist, einen auch nur halbwegs repräsentativen Querschnitt

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

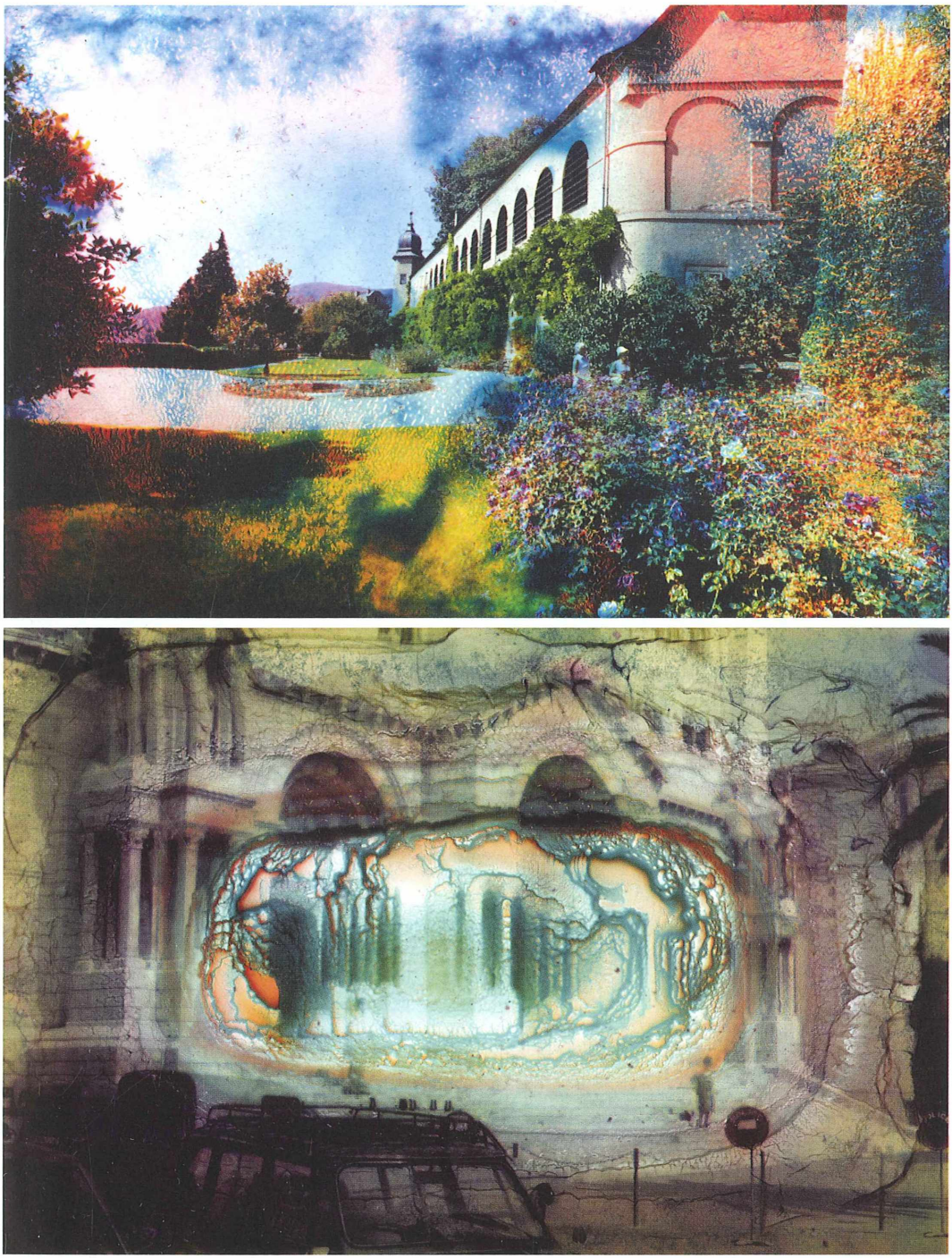



**Abb. 2:** Oben: Eindrückliche Farbverfremdungen bei weitgehend erhaltener Bildaussage.
Unten: Bildtransformation in der Art, dass man den Eindruck hat, es sei eine neue Ebene ins Bild eingezogen worden.

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

**Abb. 3:** Die Bakterienaktivität lässt ein neues, abstraktes Bild mit ausdrucksstarken Formen und Farben entstehen.

der Resultate des Ganter'schen mikrobiellen Schaffens zusammenzustellen. Und so folgen einige wenige Bildbeispiele, die mich persönlich sehr beeindruckt haben. Interessierte können auf seiner Homepage mehr seiner Kunstwerke finden (www.wolfgangganter.de).

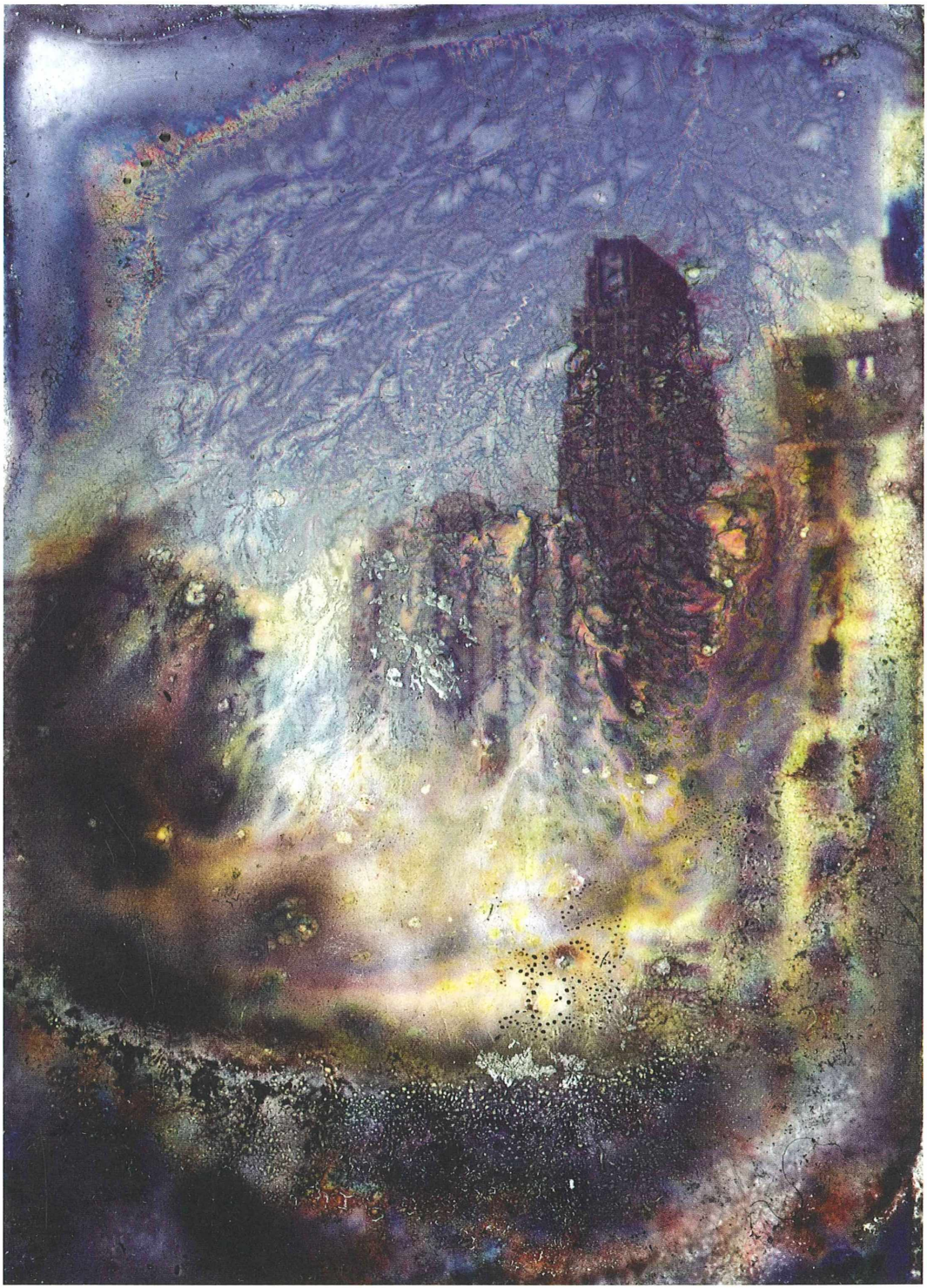
Zunächst gibt es bei weitgehendem Erhalt der Bildaussage starke Veränderungen in der Intensität der Farben (Abb. 2a). Das ist noch am ehesten nachvollziehbar. Die verschiedenen, am Aufbau eines Farbdiafilmes beteiligten jeweils monochromen Schichten bleiben in diesem Fall offenbar in ihrer Position unangetastet, werden nur in ihren Intensitäten verstärkt, so dass im Extremfall sogar neue Farben entstehen. Dieses ist bei einem anderen Bild offenbar nicht ganz so der Fall. Aber eine oder mehrere Schichten sind bei gleichzeitig farblicher Modifikation so in ihrer Struktur verändert, dass man den Eindruck hat, es sei in das Bild eine neue Ebene mit neuen Strukturen eingezogen worden (Abb. 2b). Schließlich gibt es als Resultat der Bakterienaktivität Darstellungen, die nichts mehr von der ehemaligen Bildaussage des Dias erkennen lassen. Es ist ein neues, abstraktes Bild mit ausdrucksvollen Farb- und Formkompositionen entstanden (Abb. 3). Zwischen den hier aufgezeigten Beispielen gibt es eine ungeheuer große Vielfalt an Modifikationen und Alternativen.

Da bei der Entstehung dieser Kunstwerke das Wirken der Bakterien und das des Künstlers weitgehend unklar oder unbekannt sind, dürfte eine Reproduzierbarkeit der Effekte ausgeschlossen sein. Jedes einzelne, bearbeitete Dia ist ein absolutes Unikat. Das von mir als Galerie-Bild ausgewählte Werk erhielt vom Künstler den Titel *ohne titel (zeitenwende)*.

Es erinnert sehr an ein Gemälde von Turner oder Monet.

Eine Weiterentwicklung der künstlerischen Auseinandersetzung mit dem Ausgangsmaterial liegt vor, wenn Ganter auf ein bakteriell verändertes Diapositiv beispielsweise reale Insektenflügel aufbringt und somit ein Wesen entstehen lässt, das es auf dem Ursprungsdia nicht gibt (Abb. 4). Man darf gespannt sein, wie sich dieser Ansatz künftig weiterentwickelt.

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

**Galerie-Bild:** *ohne titel (zeitenwende).*

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

**Abb. 4:** *Flugfleck* nennt der Künstler dieses Bild.

### *Wat den eenen sin Uhl, is den annern sin Nachtigall*

Dieser plattdeutsche Spruch charakterisiert treffend die Situation, in der wir uns bei den Kunstwerken von Wolfgang Ganter befinden. Denn auf der einen Seite gibt es den von der analogen Fotografie wohlbekannten und gefürchteten Bakterienfraß. Das ist die Erscheinung, dass bei unsachgemäßer, beispielsweise feuchter Lagerung vornehmlich die Gelatineschicht von Negativen oder Positiven irreparabel zerstört wird. Das möchte kein Fotoschaffender erleben müssen. Das ist ein Gräuel.

Genau das Gegenteil liegt bei Ganters Kreationen vor. Er setzt den Bakterienfraß, also die bakterielle Zerstörung, oder nennen wir es positiver, die bakterielle Transformation von Diapositiven, zunehmend gezielt für sein künstlerisches Schaffen ein. Das ist ein in meinen Augen innovativer Ansatz, den zu verfolgen es sich lohnt. Ich wünschte, ich hätte in meinem privaten Wohnbereich irgendwo eine so große Wand, um einen vollformatigen Ganter wirkungsvoll zur Schau stellen zu können. Aber leider verfüge ich in meiner Wohnung nicht über eine derartige Halle.

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

## Nachricht

# Ankündigung: Hiddensee-Exkursion 2013

Wolfgang Bettighofer konnte mit der Biologischen Station Hiddensee bereits einen neuen Besuchstermin für 2013 ausmachen. Von Samstag, den 5. 10., bis Sonntag, den 13.10.2013, steht die Station mit ihrem Kursraum und den Übernachtungsbungalows wieder für eine Exkursion der Mikroskopiker zur Verfügung.

Anmeldungen können ab sofort Wolfgang Bettighofer zugesandt werden.
E-Mail: wolfgang.bettighofer@gmx.de
Postadresse: Rutkamp 64, 24111 Kiel
Gäste sind herzlich willkommen.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

# Die Desmidiaceen-Gattung Euastrum

Rupert Lenzenweger und Wolfgang Bettighofer

**Im zweiten Teil der Desmidiaceen-Reihe soll die Gattung *Euastrum* vorgestellt werden. Die Abgrenzung dieser Gattung gegenüber den Gattungen *Cosmarium* und *Micrasterias* ist im Grunde genommen nicht immer klar und deutlich, denn morphologisch bestehen durchaus fließende Übergänge zwischen diesen drei Gattungen.**

Als mehr oder minder spezifische Merkmale könnten sowohl die in breite Lappen unterteilten Zellhälften als auch ein jeweils unterschiedlich tiefer Einschnitt in der Mitte der Endlappen angesehen werden, wobei Letzterer vielfach aber auch nur als flache Einkerbung oder Einbuchtung ausgeprägt ist und daher auch wiederum nur bedingt als Gattungsmerkmal zu beurteilen ist. Die Gattungsabgrenzung erfolgt in gewisser Weise recht willkürlich, und einige *Euastrum*-Arten könnten zum Beispiel auch der Gattung *Cosmarium* zugeordnet werden. Diese Unklarheit führt auch dazu, dass eine spontane Gattungsbeurteilung eines Fundes zunächst einmal Probleme bereiten kann.

Die Größen der Zellen bewegen sich in einem Bereich zwischen 15 µm und 200 µm. Die Zellwand ist zart porös, oftmals auch mit einer oder mehreren größeren Mittelporen, und an der Zelloberfläche sind oft artspezifisch symmetrisch angeordnete, wulstartige Erhebungen vorhanden.

Ihre ökologischen Ansprüche sind im Wesentlichen wie die zur Gattung *Micrasterias* bereits beschriebenen (Lenzenweger und Bettighofer, 2012). Mehrere Arten sind typische Besiedler von Hochmoorschlenken (beispielsweise *Euastrum insigne*); andere wiederum sind in unterschiedlichen Biotopen weit verbreitet (zum Beispiel *Euastrum oblongum*) und daher auch häufiger zu finden. Es gibt aber auch ausgesprochene Raritäten, von denen in Mitteleuropa bisher nur ganz wenige Fundstellen bekannt sind. Diese liegen insbesondere in alpinen Hochlagen. Die Arten sind somit dem arktisch-alpinen Florenbereich zuzuordnen. Die Gattung umfasst sehr viele Arten, so dass wir uns bei diesen Zieralgen-Steckbriefen auf die am häufigsten vorkommenden und auch am weitesten verbreiteten Vertreter beschränken müssen.

## Literaturhinweise

Förster, K.: Das Phytoplankton des Süßwassers: Systematik und Biologie. Conjugatophyceae, Zygnematales und Desmidiales. In: Huber-Pestalozzi, G. (Hrsg.): Die Binnengewässer Bd. XVI, Teil 8, 1. Hälfte. Schweizerbart'sche Verlangsbuchhandlung, Stuttgart 1982.

Krieger, W.: Die Desmidiaceen Mitteleuropas mit Berücksichtigung der außereuropäischen Arten. Dr. L. Rabenhorst's Kryptogamenflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz. Akademische Verlagsgesellschaft, Leipzig 1933, 1935, 1937 und 1939.

Lenzenweger, R.: Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 1, Bibliotheca Phycologica Bd. 101. J. Cramer, Berlin 1996.

Lenzenweger, R., Bettighofer, W.: *Micrasterias* – Die Stars unter den Zieralgen. Mikrokosmos 101, 300–301 (2012).

Ralfs, J.: The British Desmidieae. Reeve, Benham and Reeve, London 1848.

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

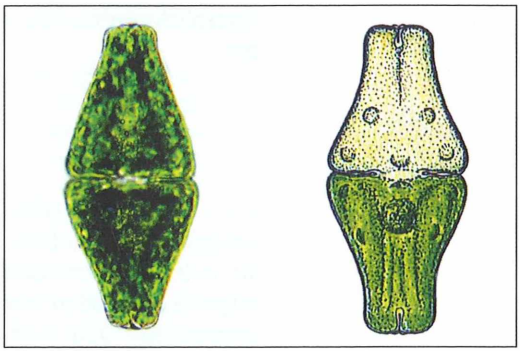
*Verfasser:* Prof. Rupert Lenzenweger,
Schloßberg 16, 4910 Ried/Innkreis, Österreich
E-Mail: prof.r.lenzenweger@aon.at und
Wolfgang Bettighofer,
Rutkamp 64, 24111 Kiel

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

# Desmidiaceen-Steckbrief

## Tafel 5: Gattung Euastrum (I)

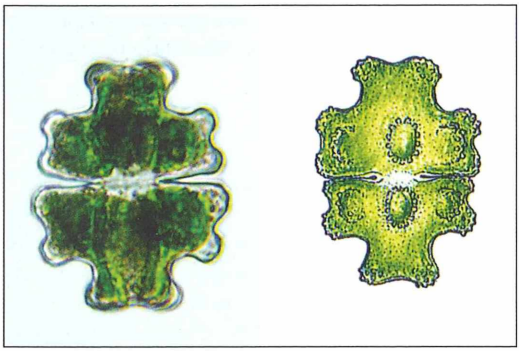
### *Euastrum ansatum* Ralfs



*Dimensionen:* 75–85 µm × 35–45 µm.

*Vorkommen:* In sauren und mäßig sauren Gewässern aller Art weit verbreitet und häufig.

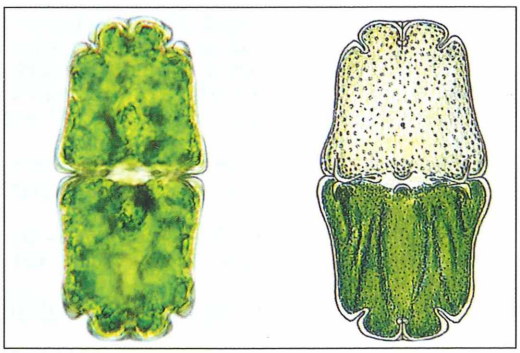
### *Euastrum gemmatum* (Breb.) Breb. ex Ralfs



*Dimensionen:* 55–60 µm × 45–50 µm.

*Vorkommen:* Vereinzelt in schwach sauren Moorgewässern; wird als gefährdet eingestuft.

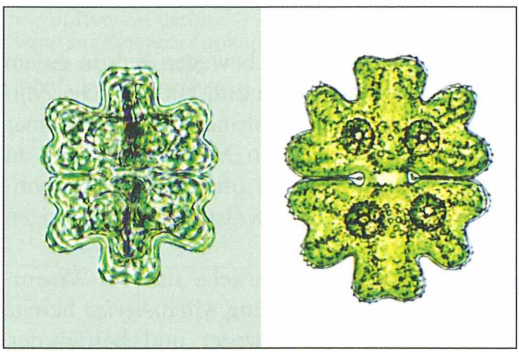
### *Euastrum crassum* (Breb.) Kütz.



*Dimensionen:* 150–190 µm × 75–90 µm.

*Vorkommen:* Diese Art ist weit verbreitet und charakteristisch für saure Moorgewässer, mitunter massenhaft. Vielen Dank an Angie Opitz (St. Ulrich am Pillersee, Österreich) für das Foto.

### *Euastrum germanicum* (Schmiedle) Krieger



*Dimensionen:* 55–60 µm × 40–50 µm.

*Vorkommen:* In unbelasteten Teichen und Augewässern, eher selten; gilt als stark gefährdet.

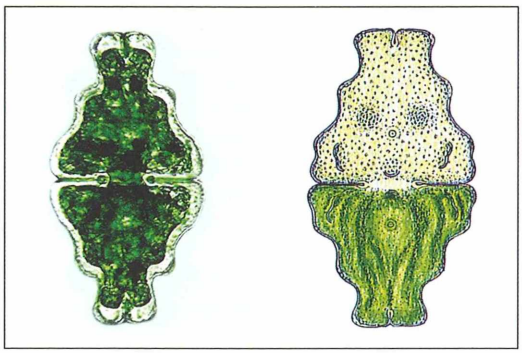
Rupert Lenzenweger, Ried, und Wolfgang Bettighofer, Kiel

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


# Desmidiaceen-Steckbrief

## Tafel 6: Gattung Euastrum (II)

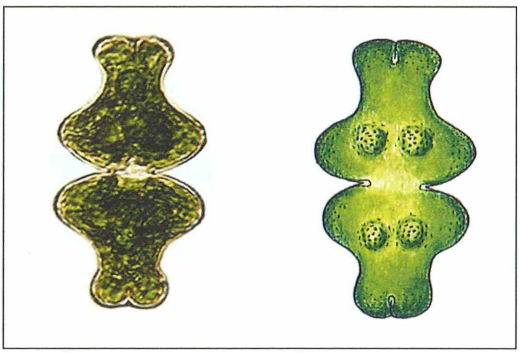
### *Euastrum humerosum* RALFS



*Dimensionen:* 120–140 µm × 65–70 µm.

*Vorkommen:* In Nieder- und Zwischenmooren häufig und weit verbreitet.

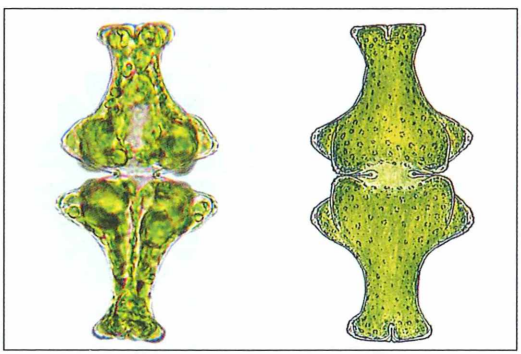
### *Euastrum intermedium* CLEVE



*Dimensionen:* 70–80 µm × 35–45 µm.

*Vorkommen:* Als Säure liebende Art in Hochmooren, wenig verbreitet, eher selten.

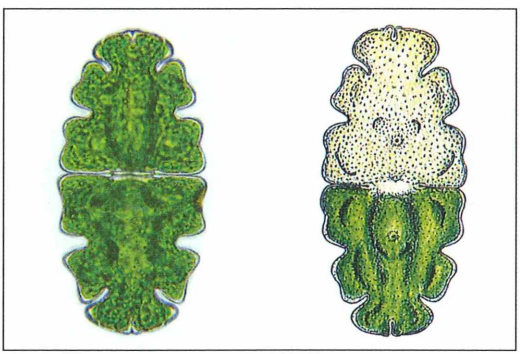
### *Euastrum insigne* HASS. ex RALFS



*Dimensionen:* 110–130 µm × 50–69 µm.

*Vorkommen:* Allgemein verbreitete Charakterart für saure Hochmoorgewässer, meist zwischen Torfmoosen. Vielen Dank an Angie Opitz (St. Ulrich am Pillersee, Österreich) für das Foto.

### *Euastrum oblongum* (GREV.) RALFS ex RALFS



*Dimensionen:* 150–180 µm × 65–85 µm.

*Vorkommen:* In Mooren, Feuchtwiesen, Verlandungszonen von Seen und sonstigen unbelasteten Gewässern allgemein verbreitet; recht anpassungsfähige Art.

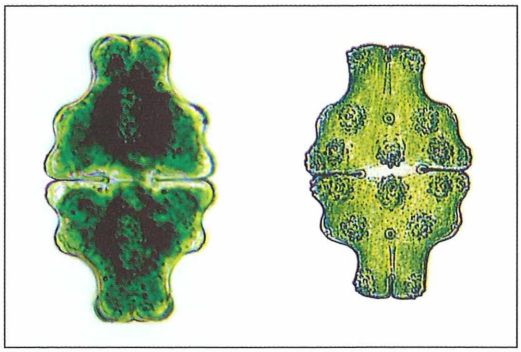
Rupert Lenzenweger, Ried, und Wolfgang Bettighofer, Kiel

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

# Desmidiaceen-Steckbrief

## Tafel 7: Gattung Euastrum (III)

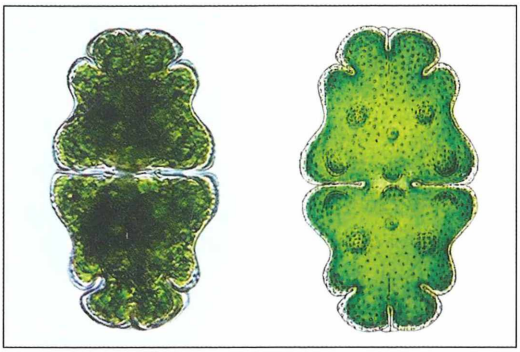
### *Euastrum sinuosum* Lenorm ex Archer



*Dimensionen:* 70–80 µm × 35–40 µm.

*Vorkommen:* In unterschiedlichen, mäßig sauren Tümpeln von Mooren und Verlandungszonen verbreitet.

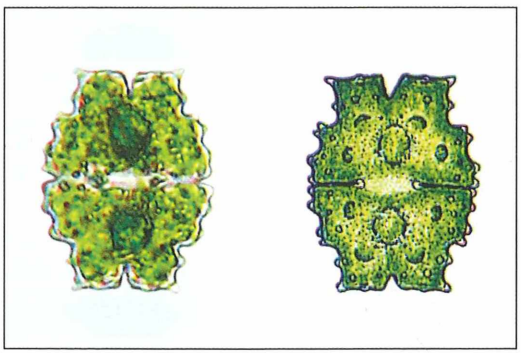
### *Euastrum ventricosum* Lundell



*Dimensionen:* 100–120 µm × 55–70 µm.

*Vorkommen:* In feuchten Hochmoorbereichen zwischen Torfmoosen, wenig verbreitet.

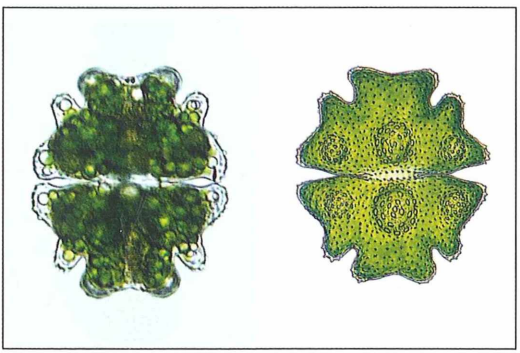
### *Euastrum turneri* West



*Dimensionen:* 35–40 µm × 25–30 µm.

*Vorkommen:* Gelegentlich in mäßig sauren Moorgewässern und Uferzonen von Moorseen, wenig verbreitet. Vielen Dank an Angie Opitz (St. Ulrich am Pillersee, Österreich) für das Foto.

### *Euastrum verrucosum* Ehr. ex Ralfs



*Dimensionen:* 80–110 µm × 70–90 µm.

*Vorkommen:* Als azidophile Alge in Hochmooren und sonstigen sauren Moorbereichen verbreitet.

Rupert Lenzenweger, Ried, und Wolfgang Bettighofer, Kiel

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

# Aquatische Einzeller genauer unter die Lupe genommen
## Teil 2: Radiolarien

Robert Sturm

**Radiolarien sind ausschließlich im Meer lebende, einzellige Organismen, deren Besonderheit in der Ausbildung eines internen Skeletts aus amorpher Kieselsäure ($H_4SiO_4$) besteht. Bereits der deutsche Naturforscher Ernst Haeckel (1834–1919) setzte sich intensiv mit diesen *Kunstformen der Natur* auseinander und veröffentlichte zwischen 1860 und 1887 mehrere Radiolarien-Monografien, in denen er Interessenten einen detaillierten Einblick in den Mikrokosmos dieser Einzeller gewährte. Radiolarien stellen aus paläontologischer Sicht bedeutende Fossilien dar, welche bis in das Kambrium (570–505 Mio. Jahre) zurückdatieren. Im folgenden Beitrag soll ein kurzer biologischer, ökologischer und mikroskopischer Abriss dieser faszinierenden Lebewesen gegeben werden.**

Radiolarien, deren Bezeichnung erstmals von Joseph Meyer im frühen 19. Jahrhundert gebraucht wurde und übersetzt Strahlentierchen bedeutet, sind marine, holoplanktische (Zeit ihres Lebens als Plankton agierende) Protozoen, welche sich sowohl der solitären Lebensweise (als einzelne Individuen) als auch der Bildung von Kolonien angenom-

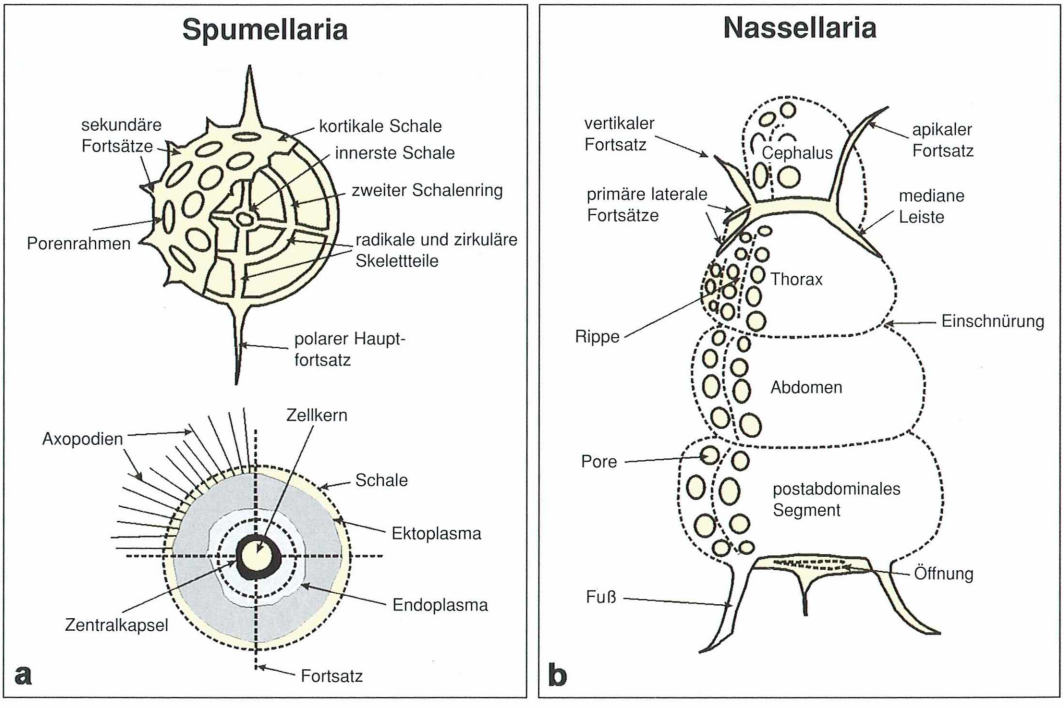



**Abb. 1:** **a** Gehäuseform und innerer Aufbau der Spumellaria. **b** Gehäuseform und Gehäusemorphologie der Nassellaria.

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

men haben. Die Geschichte der Radiolarien-Forschung ist untrennbar mit dem Naturforscher Ernst Haeckel (1834–1919) verbunden, der die Einzeller anhand zahlreicher selbstgefertigter Zeichnungen dokumentierte und der Nachwelt ein an Detail kaum zu übertreffendes, systematisches Werk hinterließ. Das Probenmaterial für Haeckels Forschung stammte größtenteils von der zwischen 1873 und 1876 unternommenen Challenger-Expedition zur Erkundung der Weltmeere. Die damals eingeführte Systematik dieser Einzeller hat bis zum heutigen Tage im Wesentlichen ihre Gültigkeit behalten. Im 20. Jahrhundert erfuhr die wissenschaftliche Auseinandersetzung mit Radiolarien vor allem durch das in den 70er Jahren eingeleitete „Deep Sea Drilling Program" einen ungeheuren Aufschwung, wurde man sich hierbei doch des riesigen Formenreichtums dieser Tiergruppe bewusst. Schon in den 1950er Jahren war es dem Paläontologen William R. Riedel gelungen, die Evolution der Radiolarien und deren Wert für die Biostratigrafie hervorzuheben (Riedel, 1953, 1957).

## Biologie und Ökologie der Radiolarien

Aus systematischer Sicht wurden Radiolarien in der Unterklasse der Radiolaria zusammengefasst, welche gemeinsam mit den Unterklassen der Heliozoa (Sonnentierchen) und Acantharia der Klasse der Actinopoda zugeordnet wurde. Aktuelle molekular-phylogenetische Untersuchungen weisen jedoch darauf hin, dass sowohl die Actinopoda als auch die Heliozoen und die Radiolarien keine monophyletischen Taxa sind (Adl et al., 2013). Innerhalb des bisherigen Taxons Radiolaria sind zwei Ordnungen zu unterscheiden: Die Phaeodaria oder Tripylea weisen dahingehend eine Besonderheit auf, dass dem Skelettopal auch organische Stoffe beigemengt sind und dieser sich zudem durch hohle, im Meerwasser leichter lösliche Elemente auszeichnet. Die Ordnung der Polycystina enthält fast sämtliche fossilen Radiolarien und ist durch massive Opalskelette ohne organische Beimengungen charakterisiert, was deren weit verbreitete Konservierung in Gesteinsschichten zur Folge hatte. Die Polycystina lassen sich in die beiden rezenten Unterordnungen der Spumellaria und Nasselaria sowie die beiden bislang nur fossil bekannten Unterordnungen der Entactinaria und Albaillellaria untergliedern (Lehmann und Hillmer, 1988).

Obgleich es sich bei Radiolarien lediglich um einzellige Organismen handelt, können sie als ziemlich komplexe, für die Wissenschaft anspruchsvolle Lebewesen betrachtet werden. Ihr Zellkörper wird durch die so genannte Zentralkapselmembran, welche aus organischem Material besteht und zahllose Poren enthält, in das innere Endoplasma und das äußere Ektoplasma gegliedert. Das Endoplasma erweist sich als optisch dichtes Medium, das alle wichtigen Zellorganellen enthält, wohingegen das Ektoplasma ein weniger dichtes, blasiges Medium mit großen Vakuolen und strahlenähnlichen Axopodien beziehungsweise Rhizopodien darstellt (Abb. 1; Lehmann und Hillmer, 1988). Radiolarien ernähren sich hauptsächlich von anderen Vertretern des Zooplanktons, aber auch von Phytoplankton und feinen organischen, im Wasserkörper schwebenden Partikeln (Detritus). Zur Nahrungsaufnahme nutzen sie ähnlich wie die Foraminiferen ihre pseudopodialen Fortsätze. Viele Arten beherbergen endosymbiontische Algen, wodurch sich ihr Verbreitungsmaximum in der photischen Zone

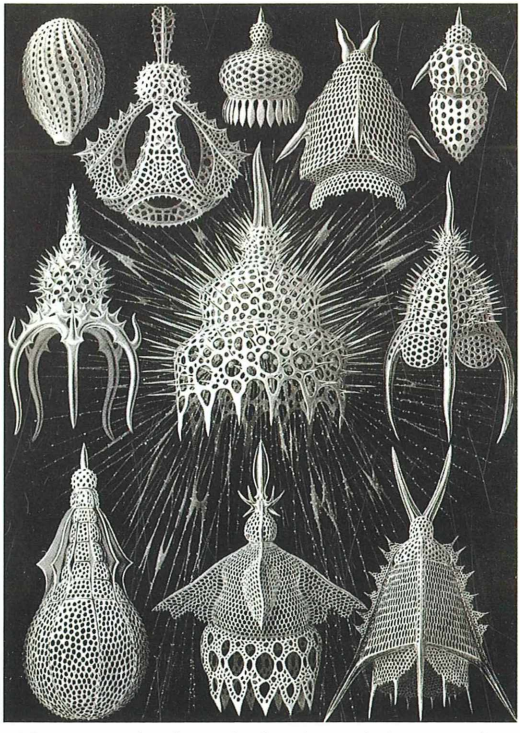


**Abb. 2:** Verschiedene planktische Radiolarien nach den Beobachtungen des Naturforschers Ernst Haeckel (aus Haeckel, 1889–1904).

befindet. Sie werden aber grundsätzlich in allen Wassertiefen angetroffen, wobei für die einzelnen Tiefen charakteristische Artengruppen angegeben werden können. Das teils komplex strukturierte Skelett der Radiolarien verfolgt wohl im Wesentlichen den Zweck eines Auftriebskörpers, der es den Organismen gestattet, ihre Aufenthaltstiefe autonom zu regulieren. Ob das Skelett auch als Schutz vor Fressfeinden dient, lässt sich bislang nicht mit Sicherheit sagen. Einzelne Skelettelemente werden in einer spezifischen Schicht des Cytoplasmas, der Cytokalyamma, gebildet.

Der Lebenszyklus der Radiolarien erweist sich als wesentlich unspektakulärer im Vergleich zu jenem der Foraminiferen. Die Organismen reproduzieren sich durch asexuelle Teilungsvorgänge, während die sexuelle Fortpflanzung bislang noch keine sichere Bestätigung gefunden hat. Man nimmt jedoch an, dass manche Arten zur Gametogenese befähigt sind, welche im zentralen Endoplasma stattfindet. Nach Freisetzung von begeißelten Keimzellen (Gameten) kommt es aller Wahrscheinlichkeit nach zu einem Rekombinationsprozess, der in der Bildung einer diploiden Zygote aus den haploiden Gameten und dem Heranwachsen eines Adultorganismus resultiert. Interessante Aspekte lassen sich die Lebensdauer der Radiolarien betreffend vermerken: Diese beträgt im Mittel lediglich zwei Wochen und reicht dabei von wenigen Tagen bis zu einigen Wochen.

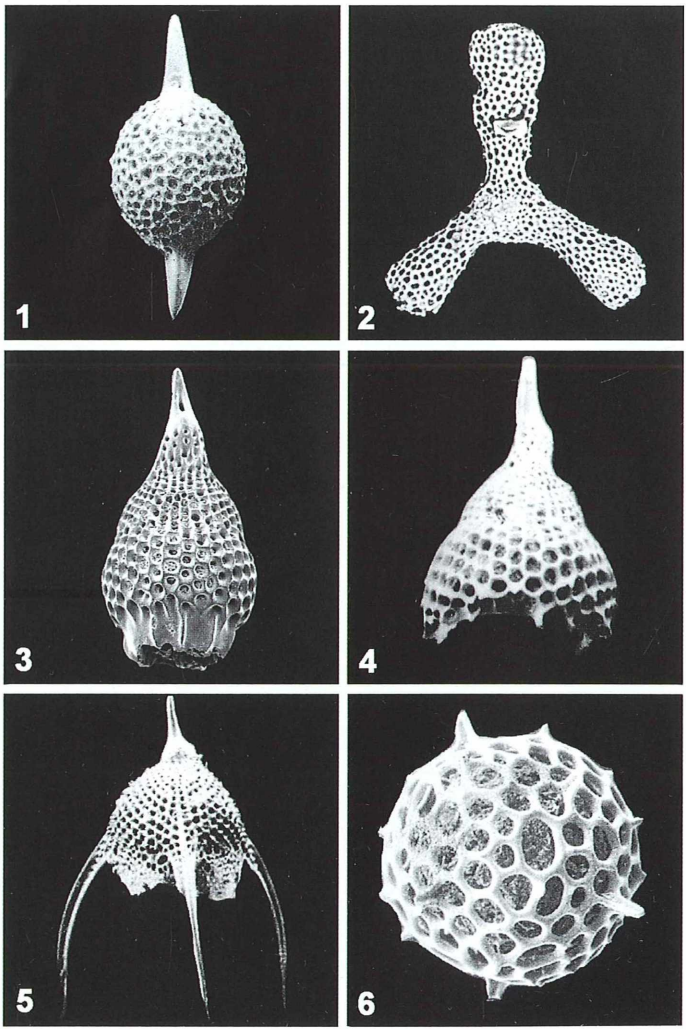



**Abb. 3:** Wichtige planktische Radiolarien.
**1** *Auxoprunum stauraxonium* (Länge 280 µm),
**2** *Euchitonia furcata* (Länge 170 µm),
**3** *Lamprocyclas maritalis* (Länge ca. 200 µm),
**4** *Lamprocyclas maritalis* (Länge 150 µm),
**5** *Pterocanium praetaxum* (Länge ca. 170 µm),
**6** *Actinomma* sp. (Länge 190 µm).

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

## Paläontologische Bedeutung der Radiolarien

Das erstmalige Auftreten der Radiolarien ist für das späteste Präkambrium beziehungsweise früheste Kambrium dokumentiert, wobei diese frühen Vertreter der Einzeller wohl auf seichte Gewässer beschränkt blieben. Im Silur (460–410 Mio. Jahre) kam es wahrscheinlich zur Entwicklung von Tiefwasserformen. All diese frühen Radiolarien waren der Ordnung der Spumellaria zugehörig, während die Nassellaria erst im Karbon (360–280 Mio. Jahre) und im darauffolgenden Mesozoikum in Erscheinung traten. Im späten Paläozoikum unterlag die Organismengruppe einer sukzessiven Abnahme der Artenvielfalt und erst gegen Ende der Jura (160–120 Mio. Jahre) erfolgte wiederum eine rasche Diversifikation, welche im Zusammenhang mit der Artenvermehrung der Dinoflagellaten, der hauptsächlichen Nahrungsquelle der Radiolarien, zu sehen ist. Ab der Kreidezeit ist die Radiolarien-Evolution durch einen Konkurrenzkampf mit den Diatomeen um die begehrte, Skelett erzeugende

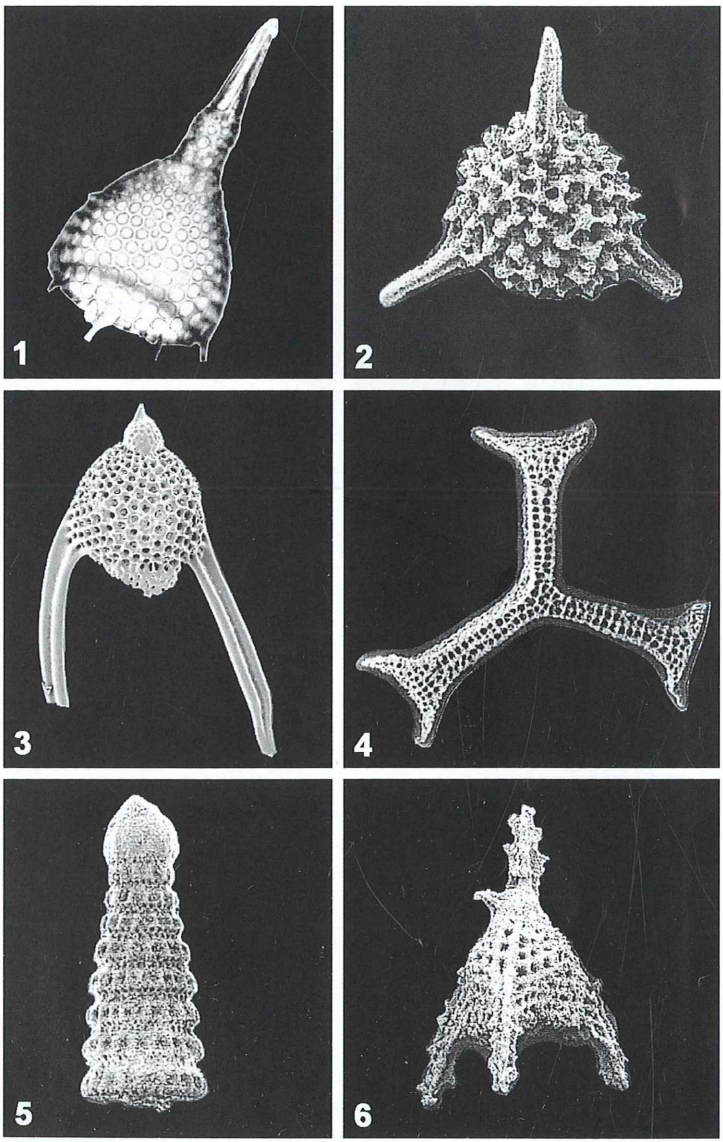



**Abb. 4:** Wichtige planktische Radiolarien.
**1** *Anthrocyrtidinium oriphense* (Länge 350 µm),
**2** *Alievium superbum* (Durchmesser 270 µm),
**3** *Lychnocaloma elongata* (Länge ca. 300 µm),
**4** *Halesium triacanthum* (Durchmesser 250 µm),
**5** *Pseudodictyomitra pseudomacrocephala* (Länge ca. 200 µm),
**6** *Ultranapora cretacea* (Länge 240 µm).

Kieselsäure gekennzeichnet, welcher von dieser Zeit an zur Ausbildung feinerer und weniger robuster Skelette führte.
Die Zusammensetzung der Radiolarien-Skelette aus Kieselsäure hat zur Folge, dass diese nach dem Absterben der Tiere unterhalb der Karbonatkompensationstiefe (ca. 4.000 Meter) zur Deposition gelangen können, was noch heute in entsprechenden Breiten in der Bildung von Radiolarien-Schlämmen resultiert. Die gesteinsbildende Bedeutung der Radiolarien zeigt sich vornehmlich im Auftreten so genannter Radiolarite, welche überwiegend aus Radiolarien-Skeletten bestehen und teilweise mit terrigenen Sedimenten vermischt sind, was in Ausnahmefällen für ihre Entstehung im Seichtwasser spricht.

## Präparation und Mikroskopie von Radiolarien

Die mikroskopische Präparation von Gesteinsproben mit signifikantem Gehalt an Radiolarien darf als eine Wissenschaft für sich bezeichnet werden und entzieht sich dadurch den Fähigkeiten der meisten Hobbymikroskopiker. Alle Aufbereitungsmethoden sind mit der Verwendung giftiger Substanzen und spezieller, das Normalbudget sprengender Ausrüstungsgegenstände verbunden. Zur Erzielung bestmöglicher Resultate bietet es sich an, das Probenmaterial von unerwünschten Ingredienzien (z.B. Kalkschaler) zu befreien und demzufolge in schwacher (z.B. 10%iger) Flusssäure (HF) zu waschen, wofür unbedingt die Verwendung von Kunststoffgefäßen, eines Abzuges und entsprechender Schutzkleidung angesagt sind. Alternativ zur Behandlung der gesamten Probe mit Flusssäure ist es auch möglich, einzelne Radiolarien-Skelette mittels starker Säuren aus dem Gestein herauszuätzen.
Da Radiolarien in der Regel wesentlich kleiner als Foraminiferen sind, ist zu deren genauerer Beschreibung eine weit über das Hobbymikroskop hinausreichende Gerätschaft notwendig. Für Untersuchungen unter dem Lichtmikroskop empfiehlt sich die Herstellung von Streupräparaten, wie sie vom Autoren bereits mehrfach bei anderer Gelegenheit beschrieben wurde (z.B. Sturm, 2005, 2006). Die vorsortierten Radiolarien-Skelette werden auf einen mit hoch lichtbrechendem Medium (z.B. Kanada-Balsam) versehenem Glasobjektträger aufgestreut, eingedeckelt und bei entsprechender Vergrößerung (100–1.000fach) mikroskopiert.
Wesentlich bessere Ergebnisse lassen sich freilich mit Hilfe der Rasterelektronenmikroskopie erzielen. Dabei werden ausgewählte Skelette der Einzeller zunächst einer ausgedehnten Reinigungsprozedur (z.B. in Alkohol) unterzogen und danach einzeln auf dem Objektträger fixiert. Nach der Bedampfung mit Kohlenstoff und Gold erfolgt die mikroskopische Arbeit unter Verwendung von Beschleunigungsspannungen des Elektronstrahls zwischen 15 und 20 kV.

## Beispiele weit verbreiteter benthischer und planktischer Radiolarien

Unter jenen zur Gruppe der Spumellaria zählenden Radiolarien sollen hier *Auxoprunum stauraxonium* (Abb. 3/1), *Actinomma* sp. (Abb. 3/6) und *Alievium superbum* (Abb. 4/2) einer besonderen Erwähnung unterzogen werden. Während die ersten beiden Arten aus paläontologischer Sicht dem Känozoikum zuzuordnen sind, also als Leitfossilien jüngerer Sedimentschichten gelten, ist letztgenannte Art bereits in Gesteinen des Erdmittelalters anzutreffen und weist demnach eine größere geologische Reichweite auf. Die hinsichtlich ihrer triaxialen Form besonders ins Auge fallende Spezies *Euchitonia furcata* verfügt über jenes feinporöse Silikatgerüst, wie es für die Radiolarien kennzeichnend ist (Abb. 3/2); ihr Auftreten ist ebenfalls für die Erdneuzeit bezeugt. Als Beispiele von zur Gruppe der Nassellaria zählenden Arten seien hier stellvertretend die Spezies *Lamprocyclas maritalis*, *Pterocanium praetaxum*, *Anthrocyrtidinium oriphense*, *Lychnocaloma elongata*, *Pseudodictyomitra pseudomacroce-phala* und *Ultranapora cretacea* (Abb. 3/3, 4, 3/5, 4/1, 4/3, 4/5, 4/6) genannt. All diese Arten zeichnen sich durch ihre glockenförmige Grundgestalt und die Fortsätze unterschiedlicher Länge aus. Lediglich die beiden letztgenannten Spezies können bis in die obere Kreidezeit zurückverfolgt werden und erlauben somit die Dokumentation einer etwa 75 Millionen Jahre langen geologischen Zeitspanne. Zuletzt sei noch auf *Halesium triacanthum* hingewiesen, die ähnlich wie *Echitonia furcata* über eine trigonale Symmetrie verfügt (Abb. 4/4). Auch diese Art tritt erstmals in geologischen Schichten der oberen Kreidezeit auf.

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

### *Literaturhinweise*


Adl, M. S., Simpson, A. G., Lane, Ch. E., Lukeš, J., Bass, D., Bowser, S. S., Brown, M., Burki, F., Dunthorn, M., Hampl, V., Heiss, A., Hoppenrath, M., Lara, E., leGall, L., Lynn, D. H., McManus, H., Mitchelll, E. A. D., Mozley-Stanridge, S. E., Parfrey, L. W., Pawlowski, J., Rueckert, S., Shadwick, L., Schoch, C., Smirnov, A., Spiegel, F. W.: The revised classification of eukaryotes. J. Euk. Microbiol. 59, 429–493 (2012).

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

Hausmann, K.: Verborgene Schönheiten der Weltmeere – Radiolarien. Mikrokosmos 100, 232–340 (2011).

Lehmann, U., Hillmer, G.: Wirbellose Tiere der Vorzeit. Enke-Verlag, Stuttgart 1988.

Riedel, W. R.: Mesozoic and late tertiary Radiolaria of Rotti. J. Palaeontol. 27, 805–813 (1953).

Riedel, W. R.: Radiolaria: a preliminary stratigraphy. In: Pettersson, H. (ed.): Reports of the Swedish Deep-Sea Expedition 1947–48, Vol. 6, 59–96 (1957).

Sturm, R.: Kombinierte Schnitttechniken zum mikroskopischen Studium des Wachstums magmatischer Kristalle. Mikrokosmos 94, 247–253 (2005).

Sturm, R.: Mikroskopischer Einblick in die Formenvielfalt magmatischer Kristalle am Beispiel des akzessorischen Zirkons. Mikrokosmos 95, 213–218 (2006).


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

## Buchbesprechung

**Kremer, B. P.:**
**Die Natur entdecken mit der Lupe.**
Quelle & Meyer Verlag,
Wiebelsheim 2012,
244 Seiten,
285 Farb-/SW-Abbildungen,
3 Tabellen, gebunden,
€ 16,95,
ISBN 978-3-494-01527-9.

*99 spannende SehErlebnisse für Kinder, Jugendliche und Junggebliebene* verspricht diese handliche Anleitung. Als optisches Mittel zur Naturerkundung wählt der didaktisch unermüdliche Autor diesmal nicht das Mikroskop, sondern Sehhilfen von der Becher- bis hin zur Stereolupe. Das Equipment ist mithin kind- und anfängergerecht, die ausgewählten Beispiele sind bildlich eine Augenweide, aber sachlich allerdings bisweilen kein Kinderspiel! Auf seiner *Reise in die Welt zwischen realer Wahrnehmung und mikroskopischer Verfremdung* macht Kremer seine Leser mit Leblosem (Schrauben, Steine, Kristalle, Körner), Kleintieren (in Wassertropfen und Laubstreu, an Bach und Strand) sowie weiteren *versteckten Welten* (Moos und Farn, Blatt und Blüte, Frucht und Same) bekannt.

Griffige Kapitelüberschriften und blitzender Sprachwitz machen die Lektüre auch in diesem BPK-Vademecum zum Vergnügen; in der Sache geht es immer wieder bis auf den soliden Grund (und sicherlich oft über den Horizont junger Leser hinaus). Dafür wird auch die adulte Leserschaft reichen Gewinn aus dieser weit gespannten Reiseführung schöpfen!

Ein Lapsus: Abbildung 11.12 auf Seite 90 zeigt eine Stechmücken-, nicht eine Büschelmückenlarve.

Für den günstigen Preis ist die Lupenrundfahrt durch unsere Natur ein Schnäppchen. Das Spektrum potentieller Leser erstreckt sich bis zum allerletzten Junggebliebenen. Kinder werden von einer erwachsenen Lektürebegleitung profitieren. Biologielehrer können aus dem Buch vielfältige Anregungen für den Unterricht schöpfen. Engagierte Makrofotografen stoßen auf eine Fülle lohnender Objekte für eigene Etüden. Man sollte sich diesen reich bestückten Katalog mit seinen naturkundlichen Hinguckern und (fast schon lehrbuchmäßigen) Informationen nicht entgehen lassen.

Erich Lüthje, Kiel

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


# Die Schwestergruppe der Landpflanzen

Wolfgang Bettighofer

**In der Biowissenschaft gibt es seit längerem Konsens darüber, dass sich die Landpflanzen aus Grünalgen entwickelt haben, und zwar aus jenem Teil, welcher als Streptophyta bezeichnet wird. Die interessante Frage nach den nächsten Verwandten der Landpflanzen innerhalb der Streptophyta wurde lange Zeit mit Charales beantwortet, der Linie, zu welcher die Armleuchteralgen gehören. Die Erkenntnisse der letzten zehn Jahre brachten Bewegung in diese Angelegenheit. Die Charales sind nun nicht mehr erste Kandidaten der Schwesternschaft zu den Embryophyten, wie die Landpflanzen in der Botanik auch bezeichnet werden. Es ist eine andere Algengruppe, die unter Mikroskopikern sehr viele Freunde hat.**

Bevor dies näher betrachtet wird, soll ein Exkurs in die Stammbäume der Lebewesen das Umfeld der Streptophyta beleuchten. Viele Jahrhunderte lang unterschied die Biologie lediglich zwei Großgruppen: Pflanzen und Tiere. Innerhalb dieser Systematik gehörten alle Algen und Bakterien zweifellos zu den Pflanzen. Im Laufe des letzten Jahrhunderts hat sich diese Sichtweise stark gewandelt. Man kam über die beiden Reiche Prokaryoten (Lebewesen ohne Zellkerne: Bakterien im weiteren Sinne) und Eukaryoten (Lebewesen mit Zellkernen) zu einer Einteilung in fünf Reiche: Prokaryoten, Protisten, Pflanzen, Pilze und Tiere. Nach weiteren Zwischenschritten gelangte man zu einer sehr differenzierten Sicht, in welcher sich vor allem die Gruppierung der Protisten (Einzeller mit Zellkern) als nicht mehr haltbar erwies. Innerhalb der Prokaryoten und der einzelligen Eukaryoten wird seit den 1990er Jahren eine Reihe von Hauptlinien unterschieden. Ferner zeigte sich, dass die Protisten im Hinblick auf ihre stammesgeschichtliche Entwicklung nicht einfach in autotrophe (mittels Chlorophyll assimilierende) und heterotrophe (organische Stoffe aufnehmende) Gruppen aufgeteilt werden konnten. Die Verwandtschaftsverhältnisse und Entwicklungslinien sind komplizierter.

## Die Großgruppen der Eukaryoten

Die Fortschritte der Molekularbiologie sowie das wachsende Verständnis über Schlüsselcharakteristika der Zellen haben zu einer neuen Einteilung der Lebewesen mit Zellkernen (= Eukaryoten) geführt. Die phylogenetische Systematik ist bestrebt, neue Großgruppen zu definieren, die monophyletisch sind. Das bedeutet: Alle enthaltenen Arten stammen jeweils aus einer gemeinsamen Abstammungslinie. Koonin (2010) gibt den Kenntnisstand folgendermaßen wieder (Abb. 1):

Die Unikonta, zu welchen unter anderem die lobosen Amöben (z. B. Gattungen wie *Amoeba*, *Arcella*, *Difflugia*), die Pilze und die Tiere gehören, beinhalten als einzige Hauptlinie keine Arten mit Chloroplasten. In den Excavata sammelt man viele parasitische Krankheitserreger (z. B. Trypanosomen, Giardien, Trichomonaden) sowie die Chloroplasten tragenden Eugleniden. Die Chromalveolata vereinigen in der Untergruppe Chromista mit den Diatomeen, Braunalgen, Cryptomonaden, Haptophyten sowie mit den zur Untergruppe Alveolata gehörenden Dinoflagellaten sehr viele Chloroplasten tragende Arten. Sie machen über 50 % aller beschriebenen Protisten aus. Weiter gehören auch die Ciliaten zu den Alveolaten. Die Rhizaria, in welchen unter anderen die Foraminiferen und die filosen Amöben (z. B. die Euglyphiden) zu finden sind, schließen einige wenige Amöbenarten mit Chloroplasten ein: Die Chlorarachniophyten sowie *Paulinella chromatophora*. Die Trennung der Chromalveolata und Rhizaria ist umstritten, ebenso die Zugehörigkeit der Cryptomonaden und Haptophyten zu den Chromalveolata (Burki et al., 2012). Schließlich gibt es eine seit längerem stabile Großgruppe, die fast ausschließlich Arten mit Chloroplasten beheimatet, nämlich die Plantae, auch Archaeplastida genannt.

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

## *Die grüne Linie*

In der Entwicklungsgeschichte der Lebewesen sind mehrfach Chloroplasten entstanden. Als dies zum ersten Mal geschah, entstanden die Plantae. Dabei wurden Cyanobakterien in der Urzeit von einem heterotrophen Einzeller (einem Urtierchen) aufgenommen, aber nicht verdaut, sondern zu unselbständigen Organellen, den Chloroplasten, umgeformt. Diese primäre Endosymbiose geschah, nach heutiger Sichtweise als einmaliges Phänomen, vor mindestens 1.600 Millionen Jahren, also wahrscheinlich noch im Paläo-Proterozoikum (Bhattacharya und Medlin, 2004). Als sekundäre Endosymbiose wird die Aufnahme und Inkorporierung einer eukaryotischen, einzelligen Alge aus der Gruppe der Plantae durch einen heterotrophen Einzeller bezeichnet. So entstammen beispielsweise die Chloroplasten der Diatomeen oder auch der Braunalgen (zwei große Linien aus den Stramenopila oder Heterokonta innerhalb der Chromista) aus einer sekundären Endosymbiose durch Aufnahme und Versklavung einer Rotalge. Weitere Endosymbiose-Typen bleiben der Übersichtlichkeit halber unerwähnt, Genaueres findet man bei Hausmann et al. (2003) und Keeling (2010). Abbildung 2 zeigt eine Zusammenstellung einer Reihe unterschiedlicher Chloroplasten-Arten, -Formen und -Farben.

Die Biowissenschaften gehen davon aus, dass sich die Plantae sehr früh aufgeteilt haben in die Linien der Glaucoplantae, von welcher heute nur noch 14 Arten erhalten sind (alles einzellige Algen; Beispiel: Gattung *Cyanophora*), der vor allem in den Meeren verbreiteten Rhodoplantae (Rotalgen) und der Viridiplantae, in welcher die grünen Algen und die

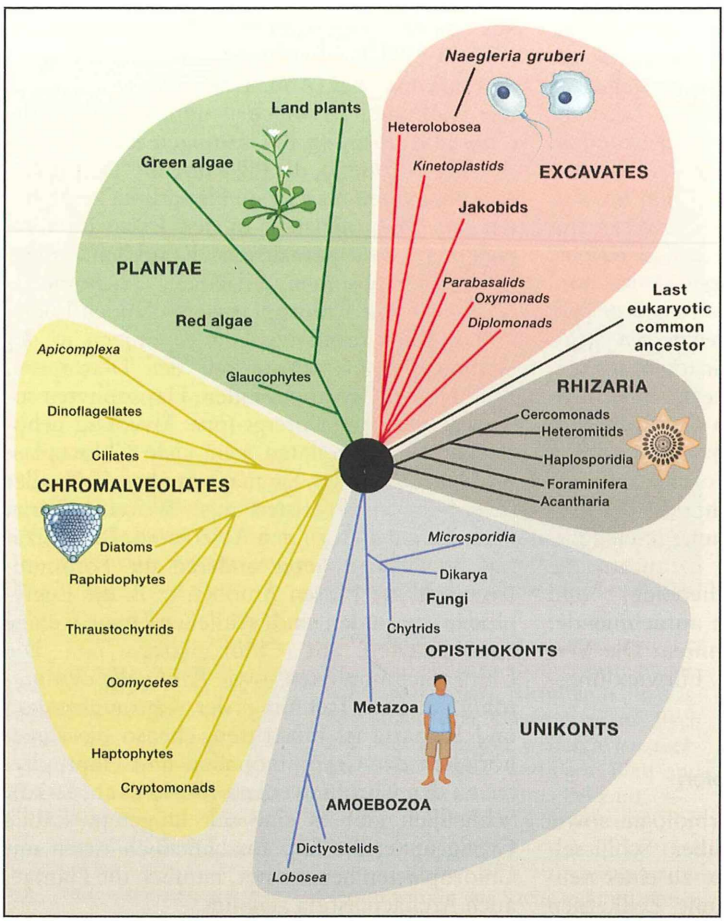



**Abb. 1:** Darstellung der großen Entwicklungslinien der Eukaryoten. Da die Verwandtschaftsbeziehungen zwischen den fünf Supergruppen (Excavata, Rhizaria, Unikonta, Chromalveolata, Plantae) unbekannt sind, entspringen sie auf diesem Schema alle zusammen vom letzten gemeinsamen Vorfahren (aus Koonin, 2010).

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten.


höheren Pflanzen zusammengefasst sind (Abb. 3). Belege sprechen dafür, dass sich Rhodoplantae und Viridiplantae vor 1,5–1,2 Milliarden Jahren getrennt haben (Bhattacharya und Medlin, 2004). Die grüne Linie, die Viridiplantae, spaltete sich dann später in Chlorophyta und Streptophyta auf, die Schätzungen liegen bei 725–1.200 Millionen Jahren vor der Jetztzeit. Seit einigen Jahrzehnten hat sich die Sicht etabliert, dass die Landpflanzen ein Teil der Streptophyta sind. Welche streptophyten Algen sind nun am nächsten mit den Landpflanzen verwandt? Vor der Diskussion dieser Frage sollen die Verwandtschaftsbeziehungen innerhalb der streptophyten Algen näher beleuchtet werden.
Zuvor jedoch noch einige Worte zur grafischen Darstellung der Entwicklungslinien und der Verwandtschaftsbeziehungen. Es handelt sich um Kladogramme aus der phylogenetischen Systematik. Dieses taxonomische Konzept der Evolutionsbiologie verfolgt das Ziel, die Lebewesen in monophyletische Gruppen zu ordnen, also Gruppen, die sich jeweils auf einen gemeinsamen Vorfahren zurückführen lassen. Der Begriff Kladogramm leitet sich von altgriechisch klados (Ast, Verästelung) ab. Die Grafen haben Baumstruktur, die Verzweigungen zeigen die Verwandtschaftsbeziehungen auf, und an den Blättern werden die Organismengruppen dargestellt. Eine Klade beziehungsweise ein Kladon ist ein Ast mit all seinen Zweigen und Blättern.

## Wer ist die Schwestergruppe zu den Landpflanzen, den Embryophyten?

Der Name Streptophyta (altgriechisch streptos = gewunden, gedreht) bezieht sich auf die schraubig gedrehten Spermatozoiden. Die Algen innerhalb dieser Gruppe unterscheiden sich von den anderen Grünalgen durch wichtige zellbiologische Merkmale, wie beispielsweise Ansatzstellen und -richtungen der Geißeln, so sie im Lebenszyklus auftreten, Querwandbildung nach Kernteilung mittels Phragmoplast und rosettenförmige Multienzymkomplexe in der Zellmembran, die Zellulosefibrillen synthetisieren und nach außen als Zellwand abscheiden. Dies sind wiederum Merkmale, welche die streptophyten Algen mit den Landpflanzen gemein haben.
Man unterscheidet mittels zellulärer und molekularbiologischer Merkmale mehrere Teilgruppen. Die Mesostigmatales sind coccoide Algen mit zwei Flagellen. Die Gruppe besteht aktuell nur noch aus der einzigen Art *Mesostigma viride*. Auch von der Linie der Chlorokybales kennt man nur noch eine Art, nämlich *Chlorokybus atmophyticus*. Sie ist eine typische Luftalge, kommt als vierzellige Kolonien in Gallerthülle vor und lebt auf mäßig feuchten, kalkarmen und mehr oder weniger sauren Böden. Es gibt nur wenig Fundorte, alle in alpinen Hochlagen. Diese beiden Gruppen bilden ein Schwesterkladon zu allen anderen Streptophyta.
In den Klebsormidiales sind 39 fädige Algenarten in vier Gattungen zusammengefasst. Die unverzweigten, schwimmenden Fäden von *Klebsormidium* findet man häufig in stehenden Gewässern. Einige Arten gedeihen auch an feuchten Mauern und auf Baumrinde.
Die weiteren Mitglieder der Streptophyten sind
- die Zygnematales, die Gruppe der Jochalgen, zu welchen fädige Formen wie *Spirogyra* sowie alle Zieralgen gehören, und die circa 4.000 Arten umfasst,
- die Coleochaetales, 18 verzweigt und auf Substrat wachsende Algenarten, sowie
- die Charales, eine mit 690 Arten ebenfalls umfangreichen Gruppe, zu welchen die Armleuchteralgen gehören.

## Charales als Favoriten

Untersuchungen an Streptophyten aus den ersten Jahren des 21. Jahrhunderts, basierend auf vier Genen aus drei Genomen (Kern, Chloroplasten und Mitochondrien), zeichneten das Bild, dass sich die Zygnematales nach den Mesostigmatales, Chlorokybales und Klebsormidiales, jedoch vor den Coleochaetales und Charales von der zu den Landpflanzen führenden Linie abgespalten haben (Abb. 4). Sie wiesen die Charales als Schwestergruppe der Landpflanzen aus (Karol et al., 2001; Turmel et al., 2002; McCourt et al., 2004; Lewis und McCourt, 2004). Dieses Ergebnis entsprach auch dem Erwartungswert, denn morphologisch, ultrastrukturell und biochemisch haben Charales einiges mit den Embryophyten gemein.

## Zygnematales als neue Favoriten

In späteren Jahren und mit dem Anwachsen der Anzahl untersuchter Gene [76 Gene aus der Chloroplasten-DNA bei Adam et al. (2007) und Turmel et al. (2005, 2007); Gontcharov

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

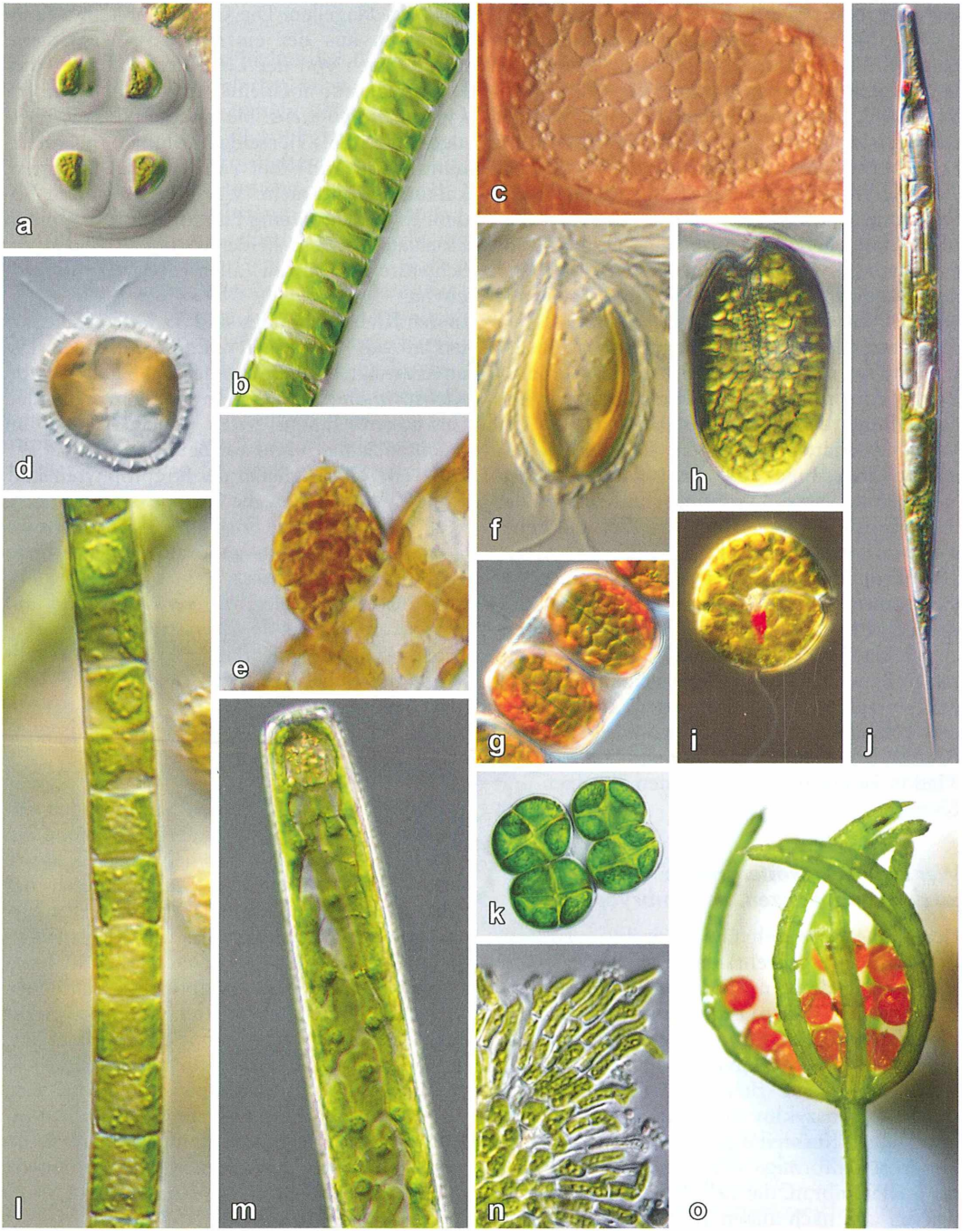



**Abb. 2:** Beispielorganismen unterschiedlicher Algengruppen und ihre Plastiden. **a** Die Cyanobakterie *Chroococcopsis chroococcoides* hat ihre blaugrüne Färbung von den akzessorischen Pigmenten Phycocyanin und Phycoerythrin in den Chloroplasten. **b** Die Grünalge *Ulothrix carmichaelii* hat primäre Plastiden; das Grün der Chlorophylle wird nicht durch andere Pigmente überdeckt. **c** Die Rotalge *Polysiphonia fibrillosa* besitzt ebenfalls primäre Plastiden, gefärbt durch das – aus der primären Endosymbiose stammende – akzessorische Pigment Phycoerythrin. Die Beispielorganismen in d bis i besitzen allesamt sekundäre Plastiden, die von einer Rotalge ▶

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck verboten.

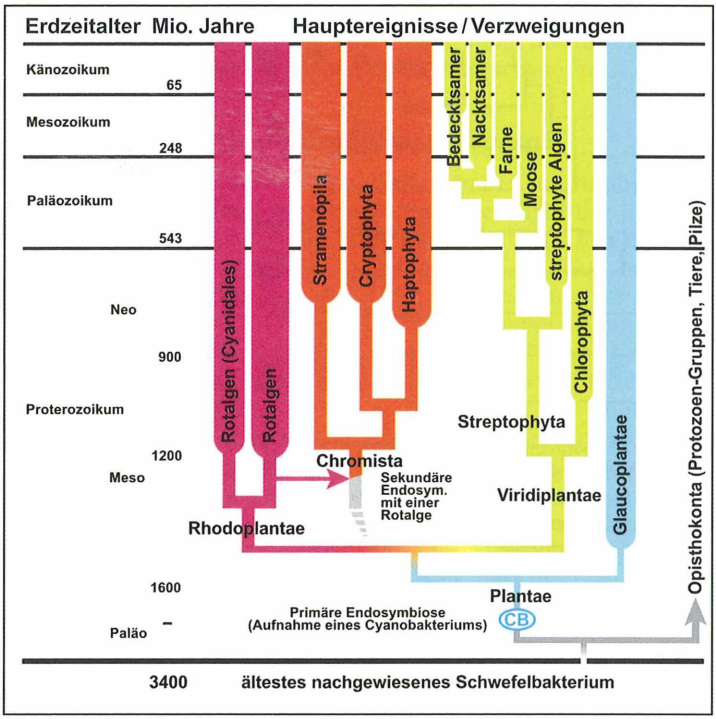




**Abb. 3:** Plantae und Chromista. Schematische Darstellung der entwicklungsgeschichtlichen Beziehungen und Zeitpunkte der Teilung der Linien verschiedener Algengruppen sowie der Landpflanzen. Die Zeitpunkte der primären Endosymbiose (Aufnahme einer Cyanobakterie und Entstehen der Plantae) sowie einer der sekundären Endosymbiosen (Aufnahme einer Rotalge und Entstehung der Chromista) sind angezeigt (nach Bhattacharya und Medlin, 2004, sowie Keeling, 2010).

(2008)] sprachen die Ergebnisse jedoch eher für eine Schwesternschaft der Jochalgen mit den Landpflanzen (Abb. 5). Dies steht nun konträr zur traditionellen Sichtweise, sind es doch die Coleochaetales und die Charales, deren Gewebe-ähnliche Thalli für Algen-Verhältnisse sehr komplex aufgebaut sind. Beide Gruppen besitzen eine echte multizelluläre Organisation mit Plasmodesmen, den Plasmaverbindungen der Zellen untereinander durch Perforationen der Zellwände, einem Wachstum an den Spitzen der Triebe und Oogamie, die Vermehrung durch Ei- und Samenzellen.

Als Thallus wird der vielzellige Vegetationskörper bei Algen und niederen Pflanzen bezeichnet, welcher nicht in Sprossachse, Wurzel und Blatt unterteilt ist. Bei einigen *Coleochaete*-Arten gibt es ultrastrukturelle Befunde, dass Plazentazellen (Transferzellen) zur Ernährung der Eizellen ausgebildet sind, wie man das sonst nur bei den Embryophyten kennt (Graham et al., 2000; Lewis und McCourt, 2004). Zygnematales hingegen sind rein einzellig organisiert, auch wenn sie teilweise fadenförmige Zellverbände bilden, jedenfalls die heutigen Arten. Sie haben eine ganz spezielle Art der Genmischung bei der Fortpflanzung entwickelt, die Konjugation, die ohne bewegliche Samenzellen auskommt. Es wird allerdings angenommen, dass sich diese Methode

stammen. Die braunen Linien sind charakterisiert durch das akzessorische Pigmenten Fucoxanthin: Der Haptophyt *Hymenomonas* spec. (**d**), die Braunalge *Ectocarpus conifervoides* (**e**), die Goldalge *Synura uvella* (**f**) und die Kieselalge *Melosira moniliformis* (**g**). Die Plastiden der Cryptophyten sind uneinheitlich gefärbt. *Cryptomonas* spec. (**h**) hat durch Phycocyanin und Phycoerythrin eine blaugrüne Färbung. In den sekundären Plastiden der Dinoflagellaten (hier *Gymnodimium* spec.) herrscht das Xanthophyll Perdinin vor (**i**). Die sekundären Plastiden der Eugleniden (hier *Lepocynclis acus*) stammen aus einer Grünalge (**j**). Die restlichen Algen gehören zu den Streptophyta und besitzen demnach primäre Plastiden: *Chlorokybus atmophyticus* (**k**), *Klebsormidium* spec. (**l**), *Pleurotaenium tabecula* (**m**), *Coleochaete soluta* (**n**) und *Chara connivens*, Wirtel einer männlichen Pflanze mit Antheridien (**o**). (Vielen Dank an Pavel Skaloud, Prag, für das *Chlorokybus*-Bild und Klaus van de Weyer, Nettetal, für die *Chara*-Aufnahme.)

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

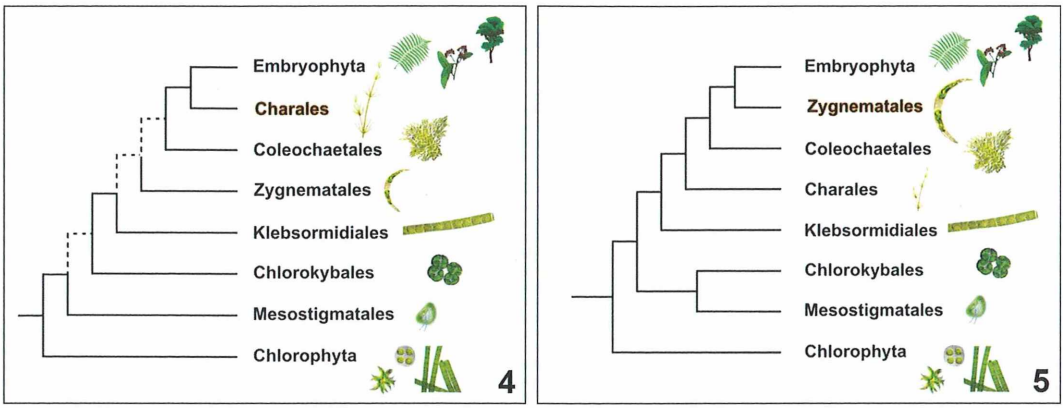



**Abb. 4:** Kladogramm, welches die Sicht der Evolutionsbiologie auf die verwandtschaftlichen Beziehungen innerhalb der Streptophyten vor 2005 zeigt. Die gestrichelten Linien weisen auf die – damals – unsichere Datenlage hin (nach Lewis und McCourt, 2004). – **Abb. 5:** Aktuelles Kladogramm der Streptophyten. Charales und Zygnematales haben die Plätze getauscht. Es gilt derzeit als sicher, dass sich die Charales-Linie vor den beiden Linien der Coleochaetales und Zygnematales abgespalten hat (nach Gontcharov, 2008).

erst nach der Trennung von den Landpflanzen entwickelt hat und sie sich vorher ebenfalls oogam fortgepflanzt haben (Gontcharov, 2008).

## Die synonyme Verwendung von Streptophyta und Charophyta

Wer in der zitierten Literatur liest, wundert sich vielleicht, dass er in manchen Publikationen den Begriff Streptophyta nicht vorfindet. In der Tat wurden Streptophyta und Charophyta eine Zeit lang synonym verwendet. Dabei ist Streptophyta der ältere Begriff, er wurde 1967 von Jeffrey eingeführt. Allerdings umfasste dieses Phylum (Abteilung) in seiner Definition nur die Charales (Armleuchteralgen) und die Landpflanzen. 1987 verwendeten Bremer et al. Streptophyta als Name einer weiter gefassten Abteilung, welche mehrere Grünalgen-Linien und die Landpflanzen beherbergte. 1984 hatten Mattox und Steward die streptophyten Algen als Charophyceae bezeichnet. 2004 verwarfen Lewis und McCourt die Bezeichnung von Jeffrey und führten, bezugnehmend auf Mattox und Steward, die Bezeichnung Charophyta für die streptophyten Algen inklusive der Landpflanzen ein. Dieser Name war dann einige Jahre gebräuchlich. In letzter Zeit hat der ältere Begriff Streptophyta die Bezeichnung Charophyta wieder zurückgedrängt, vielleicht auch deswegen, weil die Charales inzwischen nicht mehr erster Kandidat für die Schwestergruppe der Landpflanzen sind.

## Der Landgang der Pflanzen Grundfrage: Wieso ist paläontologisch nur ein Landgang der Viridiplantae nachvollziehbar?

Heutzutage gibt es durchaus an Land lebende Mikroalgen aus der Gruppe der Cyanobakterien, Diatomeen, Chlorophyceen, Trebouxiophyceen und Chlorokybophyceen. Diese bilden aber keine Thalli und können sich nicht wesentlich über das Substrat erheben. Im Meer leben Makroalgen mit zum Teil mächtigen Thalli (Ulvophyceen, eine Grünalgengruppe, zu welcher der Meersalat zählt, sowie Rot- und Braunalgen), aber für keine dieser Linien gibt es Befunde, dass sie irgendwann einmal den Landgang geschafft hätten.

## Wieso schafften es Mitglieder der Streptophyten?

Die streptophyten Algen waren durch ihr Leben im Süßwasser physiologisch besser auf das Landleben vorbereitet als die im Meer lebenden Arten. Verglichen mit ihrem Landgang wäre der Schritt aus einem Salzwasserhabitat auf das Land viel schwieriger gewesen. Es gibt harsche ökologische Unterschiede zwischen Meeres- und Landhabitaten zu verzeichnen, nämlich

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung


- allen voran die Salinität,
- die Möglichkeit hoher Temperaturschwankungen,
- die Möglichkeit starker Strahlungsintensität (auch das Gen-verändernde UV),
- die Möglichkeit länger anhaltender Trockenheit.

Es gibt Anzeichen, dass streptophyte Algen stammesgeschichtlich zu den ersten Süßwasseralgen gehören. Sie sind auch heute noch Süßwasserspezialisten; nur wenige Charales wagen sich ins Brackwasser vor. Im Tierreich gibt es Ähnlichkeiten: Gewichtige Gruppen wie die Insekten und Landwirbeltiere entstanden aus Süßwasserhabitaten bewohnenden Vorfahren. Auch sie sind nicht (Insekten und Amphibien) oder fast nicht (Reptilien, Vögel, Säuger) im Meer heimisch geworden. Des Weiteren sind Pflanzen, die sekundär zu Wasserpflanzen geworden sind, ebenso nahezu nur im Süßwasser zu finden. Das einkeimblättrige Seegras bildet eine der wenigen Ausnahmen (Becker und Marin, 2009).

### Freiräume

Als die Streptophyten den Landgang wagten, so die derzeitige Vorstellung der Evolutionsbiologie, hatten sie ganz wenig Lebensraumkonkurrenz. Gegebenenfalls gab es Cyanobakterien und Pilze, die noch früher an Land gegangen waren. In behutsamen Entwicklungsschritten aus dem Wasser, höchstwahrscheinlich mit dem Zwischenschritt über dauerfeuchte Landhabitate in Sümpfen und Flussdeltagebieten, wurde das trockene Land erobert. Dies legen paläontologische Befunde nahe (Wellman und Gray, 2000; Tailor und Strother, 2008; Rubinstein et al., 2010). Nachdem die Abhängigkeit von Dauerfeuchte überwunden war, kam es im Silur zu einer so genannten explosive radiation, einer von wenigen Basisarten ausgehenden und sich über einen erdgeschichtlich kurzen Zeitraum entwickelnden, mannigfaltigen Auffächerung durch Herausbildung spezifischer Anpassungen an die vorhandenen Umweltverhältnisse in viele, stärker spezialisierte Arten. Damit verbunden war die Ausnutzung der zahlreichen noch unbesetzten ökologischen Nischen. Linien, die später den Landgang versucht haben könnten, sahen sich zu Beginn ihres schwierigen Experiments einer starken Konkurrenz in allen erdenklichen terrestrischen Lebensräumen gegenüber. So wäre es nicht verwunderlich, wenn nur der erste Versuch erfolgreich geblieben sein sollte.

### Wann geschah der Landgang?

Die Trennung der Linien der streptophyten Algen und Embryophyten erfolgte der überwiegenden Anzahl der wissenschaftlichen Erkenntnissen zufolge in der Zeit vom mittleren Ordovizium bis zum frühen Silur (vor 470 bis 430 Millionen Jahren; Wellman und Gray, 2000; Graham et al., 2000). Neuere paläontologische Funde aus dem östlichen Gondwanaland (archaische Landmasse, die vom Oberkambrium bis einschließlich des mittleren Perm bestand, und aus der sich später Südamerika, Afrika, Indien, Australien und die Antarktis bildeten) in 473 bis 471 Millionen Jahre alten Formationen der nordwestlichen argentinischen Anden bestätigen, dass die Trennung bereits im Ordovizium vollzogen gewesen ist (Rubinstein et al., 2010).

### Die ersten Schritte

Die Anpassung von Dauersporen produzierenden Algen an Trockenheit ist höchstwahrscheinlich älter. Es gibt einen Reihe Funde botanischer Mikrofossilien aus dem Kambrium in Nordamerika (Strother et al., 2004; Taylor und Strother, 2008), so genannte Palynomorphe, deren Hauptbestandteil das Sporopollenin ist. Sporopollenin ist ein sehr resistentes Biopolymer, welches Hauptbestandteil aller Sporenkapseln und Pollenhüllen der Landpflanzen ist, aber auch in Sporenkapseln der streptophyten Algen Verwendung findet (Becker und Marin, 2009). Im Elektronenmikroskop zeigten Dünnschliffe dieser Palynomorphe dicke, mehrschichtige Sporenkapseln, die viel komplexer aufgebaut waren, als man dies von Algen kennt. Einige Kapselwände erinnerten sehr an Sporenkapseln heute vorkommender Lebermoose. Man nimmt an, dass diese Konstruktion ein Schutz gegen Austrocknen war. Vielleicht stammten sie von Übergangsformen zu den Landpflanzen, von Algen, deren Sporen bereits fähig waren, Trockenperioden zu überdauern. Oder es waren Versuche des Landgangs von Algenlinien, die letztlich untergegangen sind oder welche die Wissenschaft heute noch keinen weiterführenden Linien zuordnen kann.

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

### Literaturhinweise


Becker, B., Marin, B.: Streptophyte algae and the origin of embryophytes. Ann. Bot. 103, 999–1004 (2009).

Bhattacharya, D., Medlin, L. K.: Dating algal origin using molecular clock methods. Protist 155, 9–10 (2004).

Bremer, K., Humphries, C. J., Mishler, B. D., Churchill, S. P.: On cladistic relationships in green plants. Taxon 36, 339–349 (1987).

Burki, F., Okamoto, N., Pombert, J.-F., Keeling, P. J.: The evolutionary history of haptophytes and cryptophytes: phylogenomic evidence for separate origins. Proc. R. Soc. B 279, 2246–2254 (2012).

Cavalier-Smith, T.: Kingdom Protozoa and its 18 phyla. Microbiol. Rev. 57, 953–994 (1993).

Gontcharov, A. A.: Phylogeny and classification of Zygnematophyceae (Streptophyta): current state of affairs. Fottea 8, 87–104 (2008).

Graham, L. E., Cook, M. E., Busse, J. S.: The origin of plants: body plan changes contributing to a major evolutionary radiation. PNAS 97, 4535–4540 (2000).

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

Jeffrey, C.: The origin and differentiation of the archegoniate land plants: a second contribution. Kew Bull. 21, 335–349 (1967).

Karol, K. G., McCourt, R. M., Cimino, M. T., Delwiche, C. F.: The closest living relatives of land plants. Science 294, 2351–2353 (2001).

Keeling, P. J.: The endosymbiotic origin, diversification and fate of plastids. Phil. Trans. R. Soc. B 365, 729–748 (2010).

Koonin, E. V.: The incredible expanding ancestor of eukaryotes. Cell 140, 606–608 (2010).

Labandeira, C. C.: Invasion of the continents: cyanobacterial crusts to tree-inhabiting arthropods. Trends Ecol. Evol. 20, 253–262 (2005).

Lewis, L. A., McCourt, R. M.: Green algae and the origin of land plants. American J. Bot. 91, 1535–1556 (2004).

Mattox, K. R., Stewart, K. D.: Classification of the green algae: a concept based on comparative cytology. In: Irvine, D. E. G., John, D. M. (eds.): The systematics of green algae, pp. 29–72. Academic Press, London 1984.

McCourt, R. M., Delwiche, C. F., Karol, K. G.: Charophyte algae and land plant origins. Trends Ecol. Evol. 19, 661–666 (2004).

Rubinstein, C. V., Gerrienne, P., de la Puerte, G. S., Astini, R. A., Steemans, P.: Early middle ordovician evidence for land plants in Argentina (eastern Gondwana). New Phytologist 188, 365–369 (2010).

Stanley, S. M.: Historische Geologie, 2. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001.

Taylor, W. A., Strother, P. K.: Ultrastructure of some Cambrian palynomorphs from the Bright Angel Shale, Arizona, USA. Rev. Palaeobot. Palynol. 151, 41–50 (2008).

Turmel, M., Ehara, M., Otis, C., Lemieux, C.: Phylogenetic relationships among streptophytes as inferred from chloroplast small and large subunit rRNA gene sequences. J. Phycol. 38, 364–375 (2002).

Wacey, D., Kilburn, M. R., Saunders, M., Cliff, J., Brasier, M. D.: Microfossils of sulphur-metabolizing cells in 3.4-billion-year-old rocks of Western Australia. Nature Geoscience 1238, 1–5 (2011).

Wellman, C. H., Gray, J: The microfossil record of early land plants. Phil. Trans. R. Soc. Lond. B 355, 717–732 (2000).


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

# Aus den Arbeitsgemeinschaften

## Treffen der Mikroskopischen Arbeitsgemeinschaft Mainfranken

**Die Mikroskopische Arbeitsgemeinschaft Mainfranken lädt ein zum Treffen im Bio-Zentrum der Universität Würzburg. Gäste sind immer herzlich willkommen.**

| | |
|---|---|
| *Termin*: | Samstag 13. April 2013, pünktlich um 10 Uhr<br>im Bio-Zentrum der Universität Würzburg, Gerbrunn-Hubland |
| *Geplante Themen*: | Dr. Christian Rasp: Kristalline Chromadeph-Technik<br>Peter Höbel: UV-Mikroskopie<br>PD Dr. Rainer Wolf: Zaubereien |
| *Treffpunkt*: | Letzte Straße links am Ende der Gebäude, dann letzter Parkplatz an der Rückseite des Gebäudekomplexes vom Bio-Zentrum |
| *Anfragen an*: | Joachim Stanek, Am Moosrangen 13, 90614 Ammerndorf, Tel.: 091 27/88 32,<br>E-Mail: sissi@stanek.name |

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


# Stacking in der Lupenfotografie

## Teil 2: Fokus-Stacking im Studioeinsatz

Gerhard Zimmert

**Im ersten Teil dieser Serie (Zimmert, 2013) habe ich mich mit den Grundlagen von Fokus-Stacking und den Einsatzmöglichkeiten in der freien Natur beschäftigt. In diesem Beitrag liegt der Schwerpunkt nun auf der Arbeit im Studio, wobei ich hier unter Studio einen Arbeitsplatz in geschlossenen Räumen (indoor) verstehe. Die Unterschiede sind größer, als Sie vielleicht vermuten würden. Es beginnt bei den Objekten – outdoor überwiegend lebende (im Biotop), indoor meist leblose oder tote Objekte oder solche, die der Natur entnommen wurden.**

Bei der Ausrüstung verwende ich outdoor vorrangig das Canon MP 65, im Studio greife ich hingegen zu Leitz Photaren oder Rodenstock APO Rodagon D Reproobjektiven und zum klassischen Balgengerät in mehreren Varianten. Auch die manuelle Einstellung der Abstände zwischen den einzelnen Aufnahmen entfällt im Studio in der Regel. Diese Aufgabe übernimmt ein Schrittmotor, der über den Computer gesteuert wird. Gravierende Unterschiede finden sich auch bei der Beleuchtung. Anstelle der Sonne kommen Halogen- und vor allem Blitzlicht zum Einsatz. Damit ist man vollkommen unabhängig vom Wetter. Während es in der freien Natur auf Schnelligkeit ankommt, ist das Studio eher die Domäne des Tüftlers. Die angeführten Unterschiede sind exemplarisch zu verstehen, Sie werden im aktuellen Artikel an der jeweiligen Stelle mehr darüber lesen.

### Die Aufnahmeausrüstung für den Studioeinsatz

Während, wie gesagt, draußen Schnelligkeit gefragt ist, ist für mich im Studio das Hauptkriterium die Automatisierung. Dazu habe ich mir *Gerhards Photomat* (Eigenname meiner Lösung) zusammengebaut. Die Kernstücke dieser Ausrüstung sind:

1. Basiseinheit (Eigenbau auf Basis eines Linhof Reprostativs oder z. B. eines Durst Vergrößerers)
2. Grundgestell (ursprünglich die Basis eines Zeiss Messmikroskops, Eigenbau) oder optional ein abgeschnittenes Olympus BH-Mikroskop
3. Focusrail von Cognisys (Stack Shot)
4. Schrittmotor mit Steuergerät, ebenfalls Cognisys
5. ein Mikroskop-Tisch (Olympus BH) mit drehbaren Wechseleinsätzen
6. xy-Mikrojustiereinrichtung mit 2 Mikrometerstellschrauben (xy-Bewegung 90° versetzt für Panorama-Feineinstellung)
7. diverse Verbindungsstücke von Really Right Stuff
8. Balgengeräte (Contax oder wahlweise Mamiya, jeweils auf Canon EOS umgebaut)
9. Adapterringe, um Lupenfoto- und Reproobjektive einsetzen zu können (Leitz Photare, Zeiss Luminare und Rodenstock APO Rodagon D Objektive)
10. Canon EOS Kameras (1 D Mark IV oder 1D X und teilweise 7D)
11. ein MacBook Pro für die Steuerung des Schrittmotors über die Stacking-Software Zerene Stacker Pro (Hersteller: Zerene Systems)
12. ein MacBook Pro für die Steuerung der Kamera, die Bilddatenübernahme und Anzeige der Vorschaubilder oder Bilddaten. 11 und 12 können auch von einem MacBook Pro gesteuert werden, ich setzte dort aber lieber zwei ältere Modelle ein und verwende die i7 Quad Core Modelle zur Berechnung der RAW- und Stackingdaten.
13. und einiges mehr, wie z.B. Kaltlichtleuchten, Blitzgeräte, Lichtleiter.

Auf die hier angeführten Nummern wird im Text verwiesen.

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

In meinem Fotostudio habe ich neben einem Standardarbeitsplatz mit Hohlkehle für Table Top beziehungsweise Nahbereich zwei Mikro-Aufnahmeplätze. Letztere sind zur Erhöhung der Stabilität fest mit der Wand verbunden und auf Schwingungsdämpfern gelagert. Ihr Gewicht liegt bei circa 100 kg. Meist bestücke ich jeweils einen für die Lupen- und einen für die Mikroskop-Fotografie. Wenn ich mit der Stacking-Ausrüstung auf Reisen gehe, das heißt, ich die Möglichkeit habe, einen festen Arbeitsplatz aufbauen zu können, habe ich unterschiedlich umfangreiche Kombinationen zur Auswahl. Abhängig von den zu erwartenden Motiven und der zur Verfügung stehenden Transportkapazität entscheide ich mich zwischen einer einfachen, manuellen Lösung auf Basis eines Zeiss Messmikroskops (Abb. 1), einer manuellen Lösung auf Basis eines umgebauten Olympus Mikroskop-Stativs, an dem ich einen Mikroskop-Tisch über den Feintrieb verstellen kann (Abb. 2) und der Kombination mit dem höchsten Bedienungskomfort, bei welcher die Bewegung mittels Schrittmotor und Steuerung über den Computer erfolgt (Abb. 3).
Im Studio habe ich die Möglichkeit, eine breitere Palette an Spezialobjektiven einsetzen zu können, vor allem bedingt durch die andere Art der Motive. Diese Objektive haben eine deutlich bessere Qualität als das in der Outdoor-Fotografie eingesetzte Canon MP 65. Da es mir indoor meist nicht auf Geschwindigkeit ankommt, kann ich die Lösung rund um die Balgengeräte konfigurieren. Für Canon gibt es aktuell nur Balgengeräte von Fremdherstellern zu kaufen; die verbreitetsten sind jene aus der Produktpalette von Novoflex. Ich habe das Automatikbalgengerät mit EOS-Anschluss, das allerdings für meine Arbeitsweise und in der Handhabung auch nicht unbedingt optimal ist (Abb. 4). Die vier gravierendsten Nachteile sind:

1. Die hintere Standarte ist feststehend montiert, und damit steht bei kurzen Auszügen mit kurzen Brennweiten (z. B. Photare 25 mm und 12,5 mm) das Gestänge ins Motiv.
2. Der Auszug ist mit 125 mm sehr kurz, und ich erreiche damit nicht die erforderliche Vergrößerung.

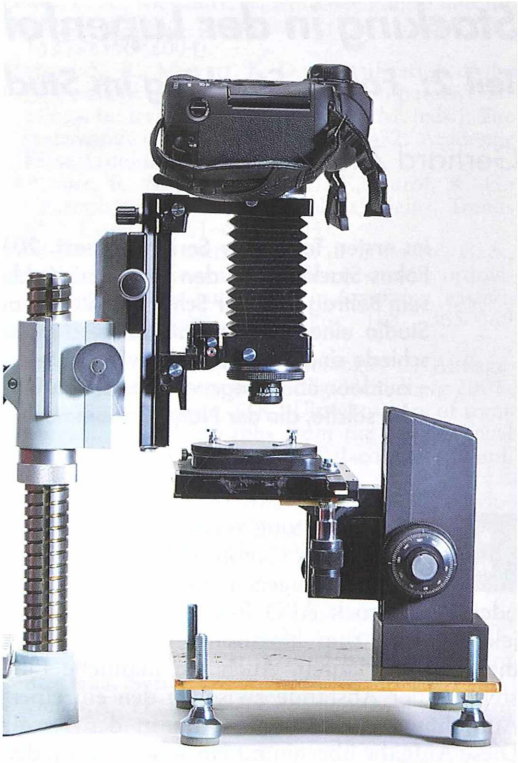


**Abb. 2:** Umgebautes Olympus BH-Mikroskopstativ, das ich als Fokus-Stacking „light" bezeichne, da man am Feintrieb eine Genauigkeit von circa 1 µ erreichen kann.

**Abb. 1:** Ausrüstung für mobile Lupenfotografie. Einfache manuelle Lösung, bei der die Einstellung über Grob-/Feintrieb eines umgebauten Zeiss Messmikroskops erfolgt.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck nur mit Genehmigung.

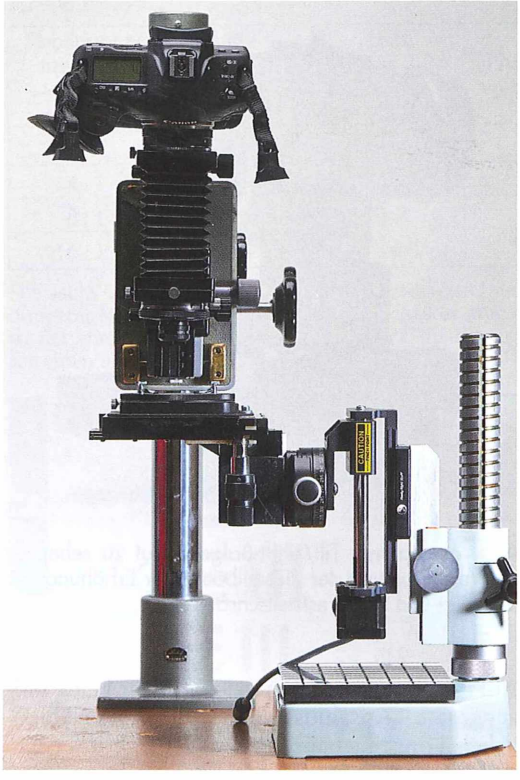



**Abb. 3:** *Gerhards Photomat,* eine automatisierte Einheit mit Schrittmotor und Steuerung über einen Computer.

3. Die Profigehäuse von Canon kollidieren mit dem Unterbau des Balgengerätes und sind daher nicht einsetzbar. Dort, wo der Akku in das Kameragehäuse eingeschoben wird, gibt es eine Auswölbung nach vorne. Seit 10 Jahren bietet Novoflex hierfür keine Abhilfe an, das heißt, man kann leider nur Amateurmodelle einsetzen.
4. Die Kamera kann nicht gedreht werden, das Balgengerät ist für Aufnahmen im Querformat ausgelegt. Um Aufnahmen im Hochformat machen zu können, muss der gesamte Aufbau mit Hilfe des Stativkopfes gedreht werden. Dadurch wird die Ausrüstung aus dem Schwerpunkt geschwenkt und der gesamte Aufbau verliert an Stabilität.

## Balgengeräte

Die Konsequenz aus den geschilderten Problemen ist, dass ich diesen Balgen nur mit drei Brennweiten (50 mm, 75 mm und 80 mm) einsetze und das auch nur, wenn das Querformat zum Motiv passt. Die Konfiguration beschränkt sich somit auf Reisen, bei denen ich nicht viel an Lupenfotoausrüstung mithabe und ich trotzdem nicht auf einen Balgen verzichten möchte. Ihr Vorteil sind die kompakten Abmessungen. Ich überlege seit Jahren, ob ich nicht eine Drehvorrichtung für die Kamera anbauen soll. Das habe ich aber noch nicht realisiert, denn die Liste meiner angedachten Umbauten ist beträchtlich.

Es gibt von Novoflex drei weitere Balgen-Modelle (BALPRO1, CASTBAL T/S, BALPRO T/S), die einige der Nachteile nicht haben. Ich habe mich nach Tests aber trotzdem für den Umbau von Balgengeräten anderer Hersteller entschieden.

Da ist einmal das Contax Balgengerät (Abb. 5). Beide Standarten sind am Rail beweglich. Die vordere Standarte würde sogar zusätzlich eine Verstellung nach Scheimpflug (Tilt & Shift) erlauben, allerdings leider nur eine seitliche Verstellung und nicht einen von vorne nach hinten verlaufenden Schärfenkeil. Letzteres ist für mich der Grund, warum ich zwei unterschiedliche Balgengeräte umgebaut habe. Die Kamera ist ins Hochformat drehbar, und mit den Anschluss- und Objektivtuben komme ich auf Abbildungsmaßstäbe bis über 20 : 1 (Leitz Photar 12,5 mm). Es stehen mir unterschiedliche Auszüge bis zu 300 mm zur Verfügung. Damit erreiche ich selbst mit dem Rodenstock APO Rodagon D 120 mm oder dem Leitz Photar 120 mm einen Abbildungsmaßstab von etwa 2,5 : 1 mit dem zusätzlichen Vorteil, einen Arbeitsabstand von mehr als 25 cm zu haben. Dieser Umstand wirkt sich positiv auf das Fluchtver-

**Abb. 4:** Novoflex Balgengerät mit Canon EOS-Anschluss.

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

halten lebender Tiere aus und schafft genügend Raum für Beleuchtung.
Wegen der Beschränkung bei der Tilt-Funktion auf eine Richtung (Contax) verwende ich noch ein weiteres Balgengerät, den Mamiya Tilt/Shift-Balgen, der eigentlich für die 4,5 × 6 Serie gebaut wurde und dessen vordere Standarte voll verstellbar ist (Abb. 6). Sie ist wie die Standarte einer Großformatkamera aufgebaut und ermöglicht so traumhafte Arbeitsmöglichkeiten. Der Nachteil ist seine Mächtigkeit und das Gewicht. Ich setze ihn daher wirklich nur dort ein, wo ich die Möglichkeit zur Verstellung brauche, in einigen wenigen Fällen kommt er sogar outdoor zum Einsatz, beispielsweise, wenn ein Schmetterling mit geöffneten Flügel abgelichtet werden soll.
Beide von mir modifizierte und beschriebene Balgengeräte bauen übrigens auf demselben Einstellschlitten auf; die Teile sind daher austauschbar. Leider haben sie dadurch auch denselben Nachteil: Sie tragen das Gewicht – wenn sie horizontal montiert sind – nicht, sondern rutschen durch. In Abbildung 6 können Sie aber die Abhilfe erkennen. Ich habe zwei Einstellblöcke kombiniert, habe damit auch zwei Feststellschrauben und reduziere damit – als zusätzlichen positiven Nebeneffekt – die Vibrationen.

**Abb. 5:** Contax Balgengerät (Umbau auf Canon) mit Contax RMS Adapter.

**Abb. 6:** Mamiya Tilt/Shift-Balgen. Gut zu sehen ist die Verdoppelung der Einstellböcke zur Erhöhung der Stabilität und zwei Feststellschrauben.

Auf der Kameraseite habe ich mir für beide Balgengeräte Anschlusstuben mit unterschiedlicher Länge gebaut, und für die Vorderseite gab es zum Glück auf dem Gebrauchtmarkt einen Contax RMS Adapter (Abb. 5). Mit Hilfe dieses Adapters können neben Mikroskop-Objektiven einige Lupenfotoobjektive wie beispielsweise von Canon, Leitz, Nikon, Olympus und Zeiss angeschlossen werden (Voraussetzung ist ein RMS Gewinde). Es gibt aber auch größere Gewinde bei den Lupenfoto-Objektiven (z. B. Leitz Photare 2,8/50 mm, 4,5/80 mm, 5,6/80 mm, 5,6/120 mm und 5,6/135 mm oder Repro- oder Vergrößerungsobjektive). So kommt man leider um den Eigenbau von einigen Gewindeadaptern nicht umhin.

## Objektive

Die Vielzahl an Objektiven brauchen Sie natürlich nur, wenn Sie eine große Bandbreite an Vergrößerungsmaßstäben und eine Variabilität bei den Abständen zwischen Objektiv und Objekt benötigen. In den Abbildungen 7a bis d möchte ich ihnen vier Beispiele der jeweiligen Objektiv-Charakteristik zeigen, die Gemeinsamkeit sind die Ideale Blende und der Abbildungsmaßstab, der natürlich zu unterschiedlichen Ausschnitten aus dem Testtarget führt. Ich habe dazu das gleiche Testtarget (USAF HI-RES der Firma

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten


**Tabelle 1**

| Abbildungs-maßstab | Leitz Photar 2,4/ 12,5 mm | Leitz Photar 2,0/ 25 mm | Leitz Photar 4,0/ 50 mm | Leitz Photar 5,6/ 80 mm | Rodenstock APO Rodagon D 75 mm II | Canon MP 65 mm |
|---|---|---|---|---|---|---|
| 2 : 1 | -ka- | -ka- | 6,3 | 8,0 | 11,0 | 4,5 |
| 4 : 1 | -ka- | 4 | 5,6 | 6,3 | -ka- | 3,2 |
| 8 : 1 | 3,2 | 3,2 | -ka- | -ka- | -ka- | -ka- |
| 16 : 1 | 2,8 | -ka- | -ka- | -ka- | -ka- | -ka- |

Die sechs von mir am häufigsten verwendeten Objektive und deren Ideale Blende. Ich greife nur vier Abbildungsmaßstäbe heraus, die verwendete Abkürzung -ka- (keine Angabe) kann zwei Gründe haben. Entweder ist der entsprechende Auszug mit meiner Ausrüstung nicht realisierbar oder das Objektiv ist vom Hersteller für einen anderen Bereich optimiert.

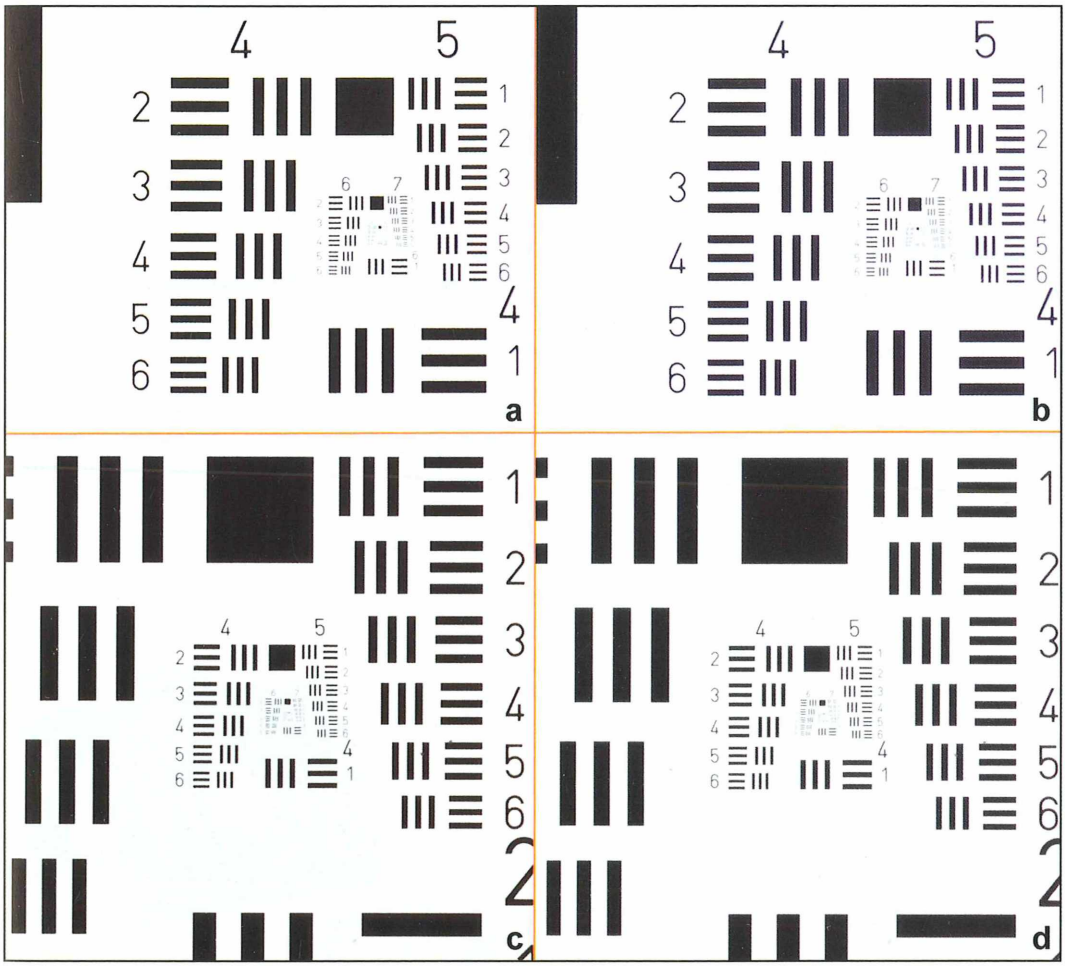



**Abb. 7:** Testtarget-Aufnahmen (USAF HI-RES, Edmund Optics), die jeweils einen Abbildungsmaßstab mit zwei unterschiedlichen Objektiven zeigen. Beim ersten Paar handelt es sich um den Abbildungsmaßstab von 4 : 1 beim zweiten um 2 : 1. **a** Leitz Photar 1 : 2,0/25 mm. **b** Leitz Photar 1 : 4,0/50 mm (annähernd im idealen Vergrößerungsmaßstab). **c** Rodenstock APO Rodagon D 1 : 4,5/75 mm II in Retrostellung (umgekehrte Montage). Die Frontlinse zeigt in Richtung Sensor; dies führt zur Qualitätsverbesserung, da das Objektiv für Abbildungen zwischen 0,5 : 1 und 2 : 1 optimiert ist. **d** Leitz Photar 5,6/80 mm.

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

Edmund Optics) wie im ersten Teil dieser Serie (Zimmert, 2013) eingesetzt. Damit haben Sie die Möglichkeit, die in- und outdoor eingesetzten Objektive zu vergleichen und verstehen damit besser, warum ich ihre Qualität unterschiedlich bewerte. Die Ideale Blende der Objektive ist in Tabelle 1 beim jeweiligen Abbildungsmaßstab angeführt. Unter der Idealen Blende versteht man jene Blende, bei der – aus Sicht der Bildqualität – Auflösung und Kontrast den bestmöglichen Kompromiss bilden. Beachten Sie bitte, dass ein Abweichen von der Idealen Blende in Richtung Offenblende einen deutlichen Abfall des Kontrastes zur Folge hat. Blendet man mehr ab (Schließen der Blende) reduziert man hingegen die Auflösung.
Um einen Vergleich der Abbildungen 7a bis d mit dem Canon MP 65 mm zu ermöglichen (Abb. 2 in Zimmert, 2013), habe ich zwei Abbildungsmaßstäbe gewählt, die auch mit diesem Objektiv gut realisierbar sind.

## Nützliche Helferlein

Auch bei der Lupenfotografie leisten meine „Helferlein" gute Dienste. Im ersten Teil habe ich unter diesem Stichwort den Mikroeinstellschlitten beschrieben (Zimmert, 2013), für den normalen fotografischen Einsatz finden Sie weitere im Buch *Digitale Naturfotografie* (Zimmert und Stipanits, 2009), die folgenden wurden für die speziellen Anforderungen der Lupen- und Mikrofotografie entwickelt.

### xy-Mikrojustiereinrichtung

Als problematisch erweist sich bei steigendem Abbildungsmaßstab die exakte und wiederholbare Positionierung des Objekts oder der Aufnahmeeinheit. Dies ist eine Grundvoraussetzung für die Erzeugung von PANO-Stacks. Man unterscheidet zwischen einfachen Panoramen, das heißt einzeiligen Lösungen entlang der x- oder y-Achse, und Multi-Panoramen, die sich entlang der x- und y-Achsen erstrecken. Die beiden Panorama-Typen werden durch die vertikale Positionierung (z-Achse) zum PANO-Stack. Die Bewegung auf der z-Achse erfolgt – je nach eingesetzter Lösung – über das Grundgestell (2), das Focusrail von Cognisys (3) oder über den Mikroeinstellschlitten. Zur exakten xy-Verstellung habe ich mir ein Helferlein zusammengebaut, die Mikrojustiereinrichtung (6). Bei dieser wird die Position mit Hilfe von

**Abb. 8:** xy-Mikrojustiereinrichtung.

zwei Mikrometerschrauben fixiert (Abb. 8). Die Grobeinstellung bzw. die Positionierung auf einen ganzen Wert auf der Mikrometerschraube erreiche ich über den Mikroskop-Tisch.

### Mikroskop-Tisch mit Wechseleinsätzen

Der in Abbildung 9 gezeigte Mikroskop-Tisch (5) wurde von mir ebenfalls umgebaut. Ich habe die xy-Einstellmöglichkeit um die Möglichkeit der Rotation ergänzt und eine Passung für Wechseleinsätze montiert. Letztere gibt es in unterschiedlicher Ausführung: Teller in verschiedenen Farben (weiß, Grautöne, schwarz etc.) oder transluzent, solche mit Klemmvorrichtungen, eine Kaltlicht-Flächenleuchte oder die oben beschriebene xy-Mikrojustiereinrichtung.

**Abb. 9:** Mikroskop-Tisch (Olympus BH) mit der Möglichkeit, unterschiedliche, drehbare Wechseleinsätze zu verwenden. Abgebildet ist der neutralgraue Einsatz.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck nur mit Genehmigung.

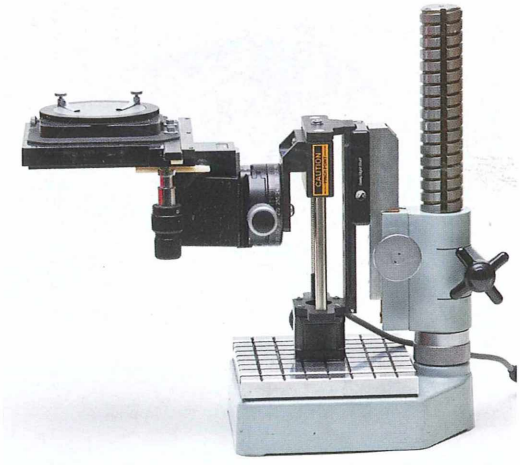



**Abb. 10:** Grundgestell in der Variante Zeiss Messmikroskop mit Stack Shot Focusrail von Cognisys mit eingebauter Schrittmotorsteuerung.

### *Stacking-Basis*

Die gezeigte Stacking-Basis (Abb. 10) besteht aus den Einzelkomponenten: Grundgestell (2) und dem Stack Shot Focusrail (3) von Cognisys mit eingebauter Schrittmotorsteuerung (4). Der Mikroskop-Tisch (5) ist drehbar auf einer Panorama-Einrichtung montiert. Damit kann der Tisch aus der Sensorebene gedreht werden, und so ist eine Verstellung nach Scheimpflug möglich. Das Besondere dieser Zeiss Messmikroskopbasis sind die manuellen Verstellmöglichkeiten in der z-Achse, um einen raschen Überblick über ein Motiv zu erhalten, sowie die Minderung der Vibration, weil das Focusrail in unterschiedlichen Höhen fixiert werden kann. Die meisten Eigenbauten bieten diese Vorteile nicht.

### *Lineareinheit mit Wechseleinsätzen*

In der Abbildung 11 sehen Sie ein Helferlein, das zum Einsatz kommt, wenn keine Verstellung in der Höhe notwendig ist (kein Fokus-Stacking). Die Vorteile sind: Die rasche Verstellung der y-Achse durch das Verstellrad und die geringe Aufbauhöhe und damit verbunden die ausgezeichnete Stabilität im Vergleich zu einem Aufbau für Fokus-Stacking, der aus einer Kombination von 3, 4 und 5 besteht. Die Serie der Objektivtests mit dem Testtarget ist ein Anwendungsfall, bei dem die xy-Mikrojustiereinrichtung mit eingesetzter Flächenleuchte zum Einsatz gekommen ist.

### *Grundgestell für manuelles Fokus-Stacking*

Da ich nicht immer die Ausrüstung für automatisches Fokus-Stacking auf Reisen mitnehmen kann, habe ich mir eine Light-Version zusammengestellt. Es handelt sich um eine umgewidmete Olympus BH-Säule, die ich auf einem Sockel montiert habe, der wiederum auf einer Grundplatte mit Schwingungsdämpfern sitzt (Abb. 2). Manche von Ihnen werden es als Frevel ansehen, wenn man ein funktionstüchtiges Mikroskop mit der Eisensäge zerschneidet. Ich betrachte es aber als Wertschätzung meinem ersten Mikroskop gegenüber, wenn Teile daraus immer noch in Verwendung sind. Diese Lösung kann zerlegt werden, ein extremer Vorteil für den Transport. Am Feintrieb wird der Abstand der Fokusschichten eingestellt. Der kleinste bei mir mögliche Schritt ist eine Mittenposition zwischen zwei Teilstrichen, also circa 1 µ. Ein weiterer Vorteil ist, dass der in der automatischen Lösung eingesetzte Mikroskop-Tisch mit Wechseleinsätzen (5) vom gleichen Mikroskop stammt und daher alle Zubehörteile kompatibel sind, und darüber hinaus über die vier Schwingungsdämpfer die Grundplatte in der Waage ausgerichtet werden kann. Kontrolliert wird mittels des so genannten Siemenssterns (ebenfalls ein Testpräparat der Firma Edmund Optics).
Weitere Helferlein werden Ihnen im Beitrag über Beleuchtung in der Lupenfotografie begegnen.

**Abb. 11:** Lineareinheit mit xy-Mikrojustiereinrichtung mit eingesetzter Flächenleuchte.

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

## Meine Arbeitsweise im Studio

Auch im Studio gilt es, sich auf das Motiv vorzubereiten. Die betreffenden Objekte müssen natürlich gesucht, erworben, getauscht und bearbeitet werden. Die möglichen Objekte sind Legion, um nur einige aufzuzählen: Insekten (und ihre Körperteile wie Flügel, Beine, Augen), Skelette von zum Beispiel Seeigeln, Schneckenhäuser, Vogelfedern oder angeschliffene Holz- oder Steinstückchen. Um beispielsweise einen Fliegenflügel zu fotografieren, muss im Vorfeld die Fliege seziert und der Flügel entsprechend für die Aufnahme montiert werden. Die Basis für die meisten Montagegestelle (Abb. 12) bilden bei mir Beilagscheiben, die es in unterschiedlichen Dicken gibt. Denken Sie bei der Auswahl daran, dass diese ein gewisses Gewicht aufweisen sollten, um die notwendige Stabilität zu erreichen. Für die Montage verwende ich Loctite Superkleber und für das Gestell YE 1,5 mm² Kupferelektroleitung in Schwarz. Kupfer ist leicht zu bearbeiten (biegen, feilen, kleben), die Farbe ist in der Natur nicht häufig und gegebenenfalls auf einem Foto sichtbare Stellen sind daher leicht zu retuschieren.

Die nächste Entscheidung, die es zu treffen gilt, ist, was wird beim Stacken bewegt? Es gibt grundsätzlich zwei Möglichkeiten, nämlich entweder das Objekt oder die Aufnahmekombination. Ich bewege im Fotostudio in den allermeisten Fällen das Objekt und nicht die Aufnahmekombination bestehend aus Kamera und Objektiv. Das steht in diametralem Gegensatz zur Arbeitsweise im Freiland, wo aufgrund der lebenden Objekte immer die Kamera/Objektivkombination bewegt wird. Natürlich könnte ich auch im Studio so verfahren. Allerdings spricht die Montage meiner Kamera/Objektiv-Balgenkombination auf der Basis-Einheit gegen diese Arbeitsweise. Die exakte Positionierung und das Gewicht sind hierfür die Ursache. Durch die feste Position der Aufnahmeeinheit erkaufe ich mir allerdings einen Nachteil. Denn die Objekte werden an der Beleuchtung vorbeitransportiert, wodurch es leicht zu Veränderungen in der Objektausleuchtung kommt.

Für die Beleuchtung im Studio stehen zwei unterschiedliche Lichtquellenarten zur Verfügung: Halogen- und Blitzlicht. Letzteres entstammt entweder meiner stationären Studioblitzanlage oder meinen mobilen Kurzzeitblitzgeräten. Das Halogenlicht wird von Schott-

**Abb. 12:** Montagegestell auf Beilagscheibe mit Osterluzeifalter.

Fostec Kaltlichtleuchten geliefert. Beiden Lichtarten ist gemeinsam, dass das Licht via Lichtleiter dem Objekt zugeführt wird, mit dem enormen Vorteil, dass es zu keiner Erwärmung des Objektes kommt. Das umfangreiche Thema Beleuchtung wird in einem weiteren Artikel behandelt.

Objektivseitig kommen bei mir am Balgengerät unterschiedliche Leitz Photare, verschiedene APO Rodagon D Objektive oder Nikon CF Mikroskopobjektive zum Einsatz. Der erzielbare Abbildungsmaßstab liegt im Bereich von 1 : 1 bis zu 20 : 1. Natürlich können auch andere Lupenfotoobjektive eingesetzt werden, zum Beispiel von Canon, Nikon, Olympus oder Zeiss.

## Beispielfotos

In diesem Abschnitt zeige ich drei unterschiedliche Bildbeispiele und liefere Details über die technische Ausführung.

### Trivia multilirata (Abbildungsmaßstab circa 3 : 1)

Die Aufnahme 13 entstand im Zuge eines Treffens mit einem anerkannten österreichischen Experten im Fotostudio der Prager Fotoschule. Das Ziel war, einen aus wissenschaftlicher Sicht optimalen Aufnahmeaufbau zu finden, um die 6 mm große Schnecke so zu fotografieren, dass sie später auf bis zu 75 cm Seitenlänge in Ausstellungsqualität vergrößert werden könnte. Bei dieser Aufnahme handelt es sich um eine von drei Einzelaufnahmen (genormte Ansichten),

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck nur mit Genehmigung

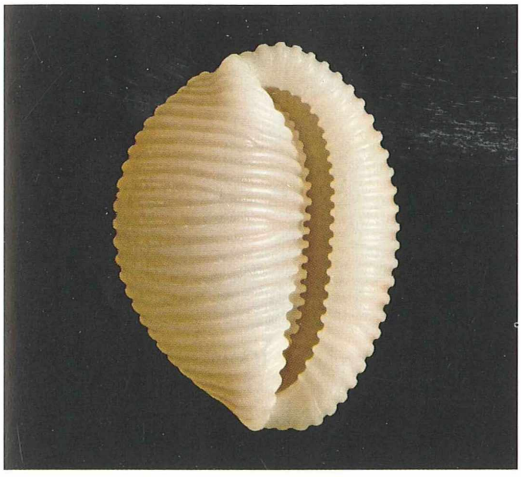



**Abb. 13:** *Trivia multilirata*. Stack aus 45 Einzelbildern. Canon EOS 1 DX, Leitz Photar II 50 mm.

die für eine wissenschaftliche Dokumentation notwendig sind.
Da bei dieser Aufnahme das Leitz Photar II 1 : 4/50 mm und die Vollformatkamera Canon EOS 1 DX verwendet wurde, habe ich entschieden, nur Stacking einzusetzen und auf die Möglichkeit eines PANO-Stacks zu verzichten. Beleuchtet wurde mit einer Schott-Fostec Kaltlichtleuchte, an der ein Lichtleiter mit zwei Striplights angeschlossen wurde. Um optimales Licht für das Stacking zu erhalten, wurde zwischen Striplight und Schnecke jeweils ein transluzentes Lichtsegel positioniert. Das Segel wurde etwas gebogen und damit der Form der Schnecke leicht angepasst. Die Lichtaufteilung zwischen den beiden Lichtquellen wurde anhand des Kamerahistogramms bestimmt.
Als Standard für den Unter-/Hintergrund in der wissenschaftlichen Fotografie haben sich Weiß, Schwarz oder Grautöne etabliert, da sie die Eigenfarben der Objekte durch Reflexion nicht verfälschen. Weil ich das Objekt nicht durch Kleben auf ein Aufnahmegestell zerstören durfte, musste ich mit dem Kompromiss leben, zwischen dem eigentlichen Objekt und dem Hintergrund keinen Abstand zu haben. Daher konnte nur mit schwarzem Untergrund gearbeitet werden, im speziellen Samt, der verhindert, dass sich das Objekt während der Stacking-Serie bewegt. Der schwarze Untergrund hat zusätzlich den Vorteil, dass man sich keine Gedanken über den Schattenverlauf machen muss.
Da es sich um eine marine Schnecke handelt, war es notwendig, das Objekt vor dem Fotografieren gründlich zu reinigen. Zur Reinigung wurde Wasser und ein Marderhaarpinsel verwendet. Bei der Reinigung gilt es, das Objekt nicht zu verkratzen oder zu beschädigen. Je gründlicher gereinigt wird, desto weniger Retusche ist später notwendig.

### *Osterluzeifalter – Schmetterlingsflügel (Unterseite) (Abbildungsmaßstab circa 4 : 1)*

In Wien findet einmal im Jahr eine Schmetterlingsbörse statt, eine willkommene Gelegenheit, um sich mit Material für neue Fotothemen zu versorgen. Der Osterluzeifalter ist ein guter Bekannter aus Bulgarien. Wir erleben ihn dort – urlaubsbedingt – allerdings nie als Falter, sondern nur als Raupen und Puppen. Der Nachteil bei präparierten Schmetterlingen sind die Beschädigungen, die durch die Präparation (Nadeln) entstehen und die das fotografische Ergebnis schmälern. Daher ist man entweder auf unbeschädigte Stellen eingeschränkt oder man muss in der Bildbearbeitung intensiv retuschieren.

**Abb. 14:** Osterluzeifalter (*Zerynthia polyxena*) Flügeldetail Unterseite. PANO-Stack bestehend aus 2 x 560 Schichten. Vergleichen Sie in dieser Aufnahme die weißen Schuppen in der linken unteren Ecke (optimale Lichtführung) mit jenen in der rechten oberen Ecke (Verbesserungsbedarf deutlich zu erkennen) – Canon EOS 1 DX, Leitz Photar II 25 mm.

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

Die für diese Aufnahme gewählte Perspektive ist – aus fotografischer Sicht – nicht die einfachste Lösung. Ich habe den Schmetterling, wie weiter oben beschrieben (Abb. 12), auf einem Aufnahmegestell mit Draht fixiert. Der Schmetterling wurde auf der Halterung in Rückenlage schräg positioniert. Durch diese Wahl entsteht eine Ansicht, welche die Unterseite des Flügels zeigt (Abb. 14). Diese Schräglage hat den Nachteil, dass deutlich mehr Fokusschichten benötigt werden.
Aus Sicht der Lichtführung ergibt sich durch diese Position allerdings der Vorteil, dass die Schuppen plastischer hervortreten. Beachten Sie, dass die Beleuchtung bei diesem Beispiel noch nicht ideal gesetzt ist. Es handelt sich um den zweiten Versuch des Beleuchtungsaufbaus. Die unteren zwei Drittel passen, in der oberen rechten Bildecke gibt es noch Optimierungspotential. Sie erkennen dies, wenn Sie die weißen Schuppen vergleichen. Beleuchtet wurde mittels zweier Flächenleuchten und einem transluzenten, oben offenen Lichtkegel über dem Objekt. Der Lichtkegel ist notwendig, um das Licht der Flächenleuchten weicher zu machen (vgl. 12 Erfolgsfaktoren; Zimmert, 2013).

### *Eier der Kupferglucke (Abbildungsmaßstab circa 6 : 1)*

Ein glücklicher Zufall lieferte mir dieses Motiv, als ich mit einem befreundeten Fotografen ein

**Abb. 15:** Eier der Kupferglucke (*Gastropacha quercifolia*). PANO-Stack bestehend aus 3 x 85 Schichten. Canon 7D, Leitz Photar II 25 mm.

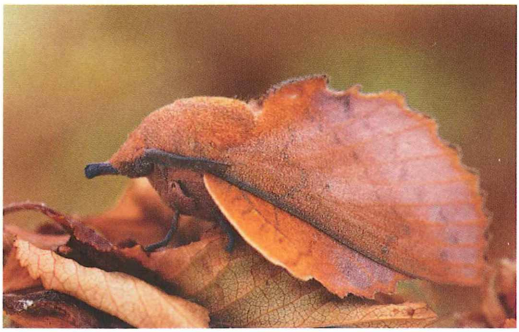


**Abb. 16:** Kupferglucke (*Gastropacha quercifolia*). Canon EOS 1 DS Mark III, EF 1:3,5/180 mm L.

erwachsenes Individuum der Kupferglucke fotografierte. Eigentlich wollte ich es anschließend in der Natur belassen, er jedoch meinte, dass er am nächsten Tag noch einmal am Motiv weiterarbeiten wollte. Deshalb wanderte der Falter in eine Fangbox. Welche Überraschung am nächsten Tag, der Falter hatte – nun wissen wir, dass es ein Weibchen war – seine Eier an beigefügten Blättern abgelegt. Daher konnte mein Freund noch einmal das Weibchen fotografieren und ich beschäftigte mich mit den Eiern. Die geschlüpften Raupen wurden wieder ins Biotop entlassen.
Bei der Aufnahme habe ich mich für einen PANO-Stack entschieden, denn nur bei entsprechender Vergrößerung erkennt man die feinen Strukturen auf den Eiern.
Zum Einsatz gekommen ist die Canon 7D, da diese auf das kleine Sensor-Format 18 Megapixel Auflösung bietet. Die Vollformatkamera würde zwar auch 18 Megapixel liefern, allerdings auf die 1,6fache Sensorfläche, und das hätte für die Strukturen im Weiß nicht ausgereicht. Sie müssen bedenken, dass aufgrund des Bayer-Chips und der Leistungen der Lupenfotoobjektive erfahrungsgemäß ein Qualitätsfaktor von 2 (doppelte Auflösung) benötigt wird. In Bezug auf die bestmögliche Qualität ist es entscheidend mit der Idealen Blende zu arbeiten. Durch den PANO-Stack gibt es aber ausreichend Datenreserve, um die Daten nach der vollständigen Bearbeitung auf 50 % (Qualitätsfaktor 2) der ursprünglichen Größe herunterzurechnen. Die Beleuchtung wurde wie für die Schnecke (Abb. 13) gesetzt.

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


### Ausarbeitung

Bei allen drei Bildbeispielen wurden RAW-Daten als Ausgangsmaterial produziert, mit Capture One Pro wurden die Einzelbilder zum TIFF entwickelt, anschließend mit Zerene Stacker Pro und PTGui die Einzelbilder zum Gesamtbild verrechnet und in Photoshop endbearbeitet.
Alle drei Motive stellen an die Beleuchtung und deren richtigen Aufbau eine besondere Herausforderung. Mehr dazu im nächsten Teil der Serie.

### Literaturhinweise

Zimmert, G.: Stacking in der Lupenfotografie. Teil 1: Lupenfotografie in der freien Natur – Ausrüstung, Arbeitsweise und Erzeugung der RAW-Daten. Mikrokosmos 102, 54–63 (2013).
Zimmert, G., Stipanits, B.: Digitale Naturfotografie. Verlag MITP, Heidelberg 2009.

### Internet

Cognisys Inc.: www.cognisys-inc.com
Edmund Optics: www.edmundoptics.de
Lupenobjektive (Übersicht): www.macrolenses.de
Novoflex: www.novoflex.com
Really Right Stuff: www.reallyrightstuff.com
Schott-Fostec: www.us.schott.com
Zerene Systems LLC: www.zerenesystems.com

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

# Nachrichten

## Biologisch-ökologische Kurse am Heiligen Meer – Programm 2013

Die Außenstelle Heiliges Meer ist eine Einrichtung des LWL-Museums für Naturkunde (LWL: Landschaftsverband Westfalen-Lippe). Hier werden unter anderem biologisch-ökologische Kurse für alle Interessierten angeboten, die sich mit der heimischen Fauna, Flora und ihren Lebensräumen befassen. In 2013 sind vier neue Kurse im Programm: Süßwasser-Molluskenkurs, Crustaceenkurs, Emskurs (Von der Quelle bis zur Mündung) und Pilzmikroskopierkurs.

### Offenes Kursprogramm 2013

| | |
|---|---|
| Süßwasser-Molluskenkurs: | 25.–28.3. |
| Planktonkurs: | 4.–7.4. |
| Amphibien- und Reptilienkurs: | 2.–5.5. |
| Avifaunistischer Kurs: | 8.–11.5. |
| Gräserkurs: | 14.–16.6. |
| Libellenkurs: | 28.–30.6. |
| Emskurs: | 12.–16.7. |
| Insektenkurs: | 17.–20.7. |
| Crustaceenkurs: | 6.–9.8. |
| Moorgeschichte und Pollenanalyse: | 9.–11.8. |
| Vegetation der Seen und Weiher im NSG Heiliges Meer: | 17.–18.8. |
| Spinnenkurs: | 27.–30.8. |
| Heuschreckenkurs: | 30.8.–1.9. |
| Säugetierkurs: | 5.–8.9. |
| Süßwasserfischkurs: | 20.–22.9. |
| Pilzkurs: | 11.–14.10. |
| Mooskurs: | 24.–27.10. |
| Flechtenkurs: | 31.10.–3.11. |
| Einführung in die Pilzmikroskopie: | 22.–24.11. |

### Details zum Planktonkurs am Heiligen Meer vom 4.–7. 4. 2013

Der Kurs bietet eine Einführung in den Fang und das Mikroskopieren von Zoo- und Phytoplankton. Behandelt wird das Plankton der verschiedenen Gewässer des Naturschutzgebietes; das sind oligotrophe und eutrophe Seen sowie dystrophe, zum Teil torfmoosreiche Heideweiher und -tümpel. Gemeinsam wird die Beziehung der Planktonarten zu den Umweltfaktoren in den Gewässern erarbeitet. Die Demonstration quantitativer Methoden zur Planktonuntersuchung verweist auf gewässerökologische Fragestellungen. Eine Übersicht über die Planktonliteratur wird gegeben. Leitung: W. Berlemann, Ibbenbüren, und Dr. J. Pust, Recke

### Vorankündigung

Im Winter ist ein Kurs zum Thema Überwinterungsgebiete von Vögeln geplant. Nähere Informationen werden ab Herbst auf der Homepage im Internet zu finden sein.
Die Außenstelle liegt im Naturschutzgebiet Heiliges Meer im Kreis Steinfurt (Nordrhein-Westfalen) an der Landstraße 504, circa 4,5 km südlich von Hopsten. Die Unterbringung der Kursteilnehmer erfolgt in der Außenstelle Heiliges Meer des LWL. Die Kursgebühr (inkl. Unterbringung) beträgt 41,00 Euro beziehungsweise ermäßigt 31,00 Euro.
Die Kurse sind anerkannt nach dem Arbeitnehmerweiterbildungsgesetz und werden in Kooperation mit der SGV-Wanderakademie (Arnsberg) angeboten.

*Anmeldung und weitere Informationen:*
LWL-Museum für Naturkunde, Außenstelle Heiliges Meer, Bergstr. 1, 49509 Recke, Tel.: 054 53/996 60, E-Mail: heiliges-meer@lwl.org, Internetseite: www.lwl-heiliges-meer.de.

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

# Stürmische Tage auf Hiddensee: 7. Exkursion der Berliner Mikroskopischen Gesellschaft im Oktober 2012

Endlich war es wieder soweit. Die Mikroskopierwoche auf Hiddensee sollte diesmal am Sonnabend, den 6. 10. 2012, losgehen. Da die Biologische Station der Universität Greifswald, unser ständiges Quartier, inzwischen neue Bungalows mit jeweils eigener Toilette und Dusche fertiggestellt hatte, konnten wir auch unser prominentes Mitglied James Bond (er heißt wirklich so) überzeugen, mit uns zu fahren. Leider musste er ganz kurzfristig wegen akuter Rückenprobleme absagen. So konnten zum ersten Mal nur drei Berliner teilnehmen.

Die Wetterlage war nicht so berauschend. Wir fuhren bei Nieselregen los und kamen in Schaprode, dem Fährhafen nach Hiddensee, bei Nieselregen an. Dort waren inzwischen nur vier weitere Teilnehmer eingetroffen und so bestiegen sieben Leute die Fähre. Das Wetter besserte sich nicht wesentlich, aber beim Ausladen hörte der Regen auf. Wolfgang Bettighofer, unser neuer Leiter seit 2011, hatte vorsorglich einen Pferdewagen bestellt. So wurde unser riesiger Haufen Gepäck bis zur Station gefahren.

Der Anblick der neuen Bungalows war überwältigend. Wunderhübsche Häuschen in Rot und Blau machten einen hervorragenden Eindruck (Abb. 1). Nach der üblichen Einweisung und Schlüsselübergabe durch Frau Zenke konnten wir unsere Quartiere beziehen. Jeder Bungalow hat rechts und links ein Doppelzimmer. In der Mitte zwischen beiden Räumen ist ein kleines Bad mit Dusche und Toilette. Wegen der schwachen Besetzung der Station konnte jeder gegen einen geringen Aufpreis das Doppelzimmer als Einzelzimmer belegen. Zwei Teilnehmer bekamen Einzelzimmer im Doktorandenhaus. Die beiden Hamburger sollten am späten Abend mit der Fähre von Stralsund eintreffen.

Beim Aufbau unserer Mikroskope im Kursraum stellte Wolfgang Bettighofer fest, dass das wichtigste Teil für die Fotografie nicht dabei war. So blieb ihm nichts anderes übrig, als noch am gleichen Tag die ganze Strecke nach Kiel zurückzufahren. Besprochen wurden noch die weiteren Aufgaben. Wer kauft ein, wer holt die Getränke, wer macht Frühstück und kauft Brötchen? Da diesmal nur ein weibliches Wesen dabei war, blieb doch sehr viel an ihr hängen. Zum ersten Abendessen trafen wir uns traditionell im Wieseneck. Gegen 21 Uhr trafen dann auch die Hamburger ein. Leider fehlte jetzt noch unser armer Wolfgang, den wir erst am Montagmittag zurück erwarteten.

Am Sonntag holten wir zuerst unsere Fahrräder, die für fast alle Exkursionen unentbehrlich sind. Glücklicherweise konnten wir die von Wolfgang Bettighofer im Bodden am Hafen vor drei Wochen ausgelegten Rähmchen mit diversen Objektträgern wohlbehalten bergen, um mit unserer Arbeit zu beginnen. Dank der diesmal frühen Auslage war das Ergebnis überwältigend. Flächendeckende Besiedlung mit Diatomeen, Rotunden von Grün- und Braunalgen, verschiedene Typen von Glockentierchen, Kolonien von *Bacillaria paxillifer* sowie diverse Ciliaten erfreuten uns den ganzen Nachmittag. Es gab ständig neue Entdeckungen. Zum Abendessen ging es dann zum Hitthim direkt hinter dem Hafen.

Am Montag fuhren wir mit den Fahrrädern über Vitte zum Froschteich. Hier hatten wir in den vergangenen Jahren die besten Süßwasserproben bekommen. Leider waren diesmal alle Bemühungen wenig erfolgreich. Durch die seit 2011 laufenden Landschaftspflegemaßnahmen, verbunden mit dem Entfernen von Wurzeln und Rohrkolben, kam das Gewässer kaum zur Ruhe. Wir hoffen auf das nächste Jahr. Beim Rückweg trösteten wir uns im Lokal Heiderose mit köstlichen Sanddorneisbechern.

Am Nachmittag berichtete uns Jens Kroker von seiner Arbeit bei einem halbstaatlichen Institut in Sachsen. Als Biologe ist er dort unter anderem für die Beurteilung der Wasserqualität der Elbe nach EU-Richtlinien zuständig. An ausgewählten Stellen werden unter anderem Diatomeen entnommen, gezählt und zugeordnet. Man kann sich fragen, ob der Aussagewert dieser Untersuchung ausreichend ist, da die Entnahme nur einmal im Jahr erfolgt und in jedem Jahr andere Bedingungen herrschen. Auf jeden Fall

**Abb. 1:** Die neuen Bungalows.

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


war uns Jens eine wertvolle Hilfe bei der Bestimmung der Diatomeen. Leider musste er uns schon am Dienstag verlassen. Am Abend fuhren wir zum ersten Mal zur Buhne XI in Vitte. Ein nettes Lokal mit guten Angeboten, aber nur für kleine Gruppen geeignet. Am Abend wurde es immer windiger und in der Nacht recht stürmisch. In den neuen Bungalows hatten wir damit keine Probleme.
Am nächsten Morgen hatte sich der Sturm zum Orkan entwickelt. Oben am Grillplatz mit freiem Blick nach Westen auf die See wurde man fast weggeblasen. Die Wellen türmten sich immer höher und brachen sich am Steinwall des Ufers. Es war ein einmaliger Anblick (Abb. 2).

**Abb. 2:** Sturmgepeitschte Ostsee.

Da Mikroskopiker keine Weicheier sind, wurde die fällige Wanderung zum Leuchtturm und zum Dornbusch nicht gestrichen. Richtig angezogen ging sie kurz nach 10 Uhr los. Beim ersten Teil der Wanderung durch den Wald waren wir noch ganz gut geschützt. Kurz vor dem Leuchtturm, der auf einem Hügel umgeben von großen Wiesenflächen liegt, ging es dann richtig los. Wir kamen nur mühsam voran, und immer flog die eine oder andere Mütze weg. So konnten wir den wunderbaren Ausblick vom Leuchtturm diesmal leider nicht genießen. Der Ausgang oben war geschlossen. Das übliche Gruppenfoto auf dem Lindwurm kurz dahinter war erst nach mehrfachen Versuchen möglich. Immer wieder wurde die Sitzposition verändert, um nicht durch den Sturm runterzurutschen (Abb. 3).
Eine weitere Überraschung kam kurz darauf. Wegen Abbruchgefahr war ein Teil des schönen Wanderweges zum Enddorn, der Nordspitze der Insel, gesperrt. Erst nach einigen Umwegen konnten wir dann das Ufer erreichen und unsere Brötchen verzehren. Beim Rückweg entschieden wir uns dann im Gasthaus in Grieben statt zum obligatorischen Eisbecher lieber zu einem Sanddornpunsch. Bis zum Abend wurden diverse Proben untersucht, und schließlich ging es dann zu Essen ins Gasthaus Inselblick.

**Abb. 3:** Gruppenfoto mit Gegenwind.

Der Mittwoch wurde wieder sehr spannend. Der Wind war immer noch sehr frisch, und es begann leicht zu nieseln. Das konnte uns aber nicht davon abhalten, das neue Boot von Herrn Dr. Dahlke mit Planktonnetzen und Eimern zu besteigen, um diverses Material aus dem Bodden zu beschaffen. Zunächst ging es mit Vollgas zu den Seegraswiesen. Dredge und Planktonnetz wurden eifrig benutzt, die Eimer füllten sich. An den Tonnen und Poller arbeiteten wir noch mit dem Pfahlkratzer, was bei der rauen See gar nicht so einfach war. Nach etwa zwei Stunden fuhren wir zurück und betraten etwas durchnässt und ausgekühlt, aber glücklich wieder festen Boden.
Bei der Sichtung der Proben waren wir alle begeistert. Auf dem Seegras gab es großflächige Bryozoen- und Polypenkolonien. Ich entdeckte unter der Stereolupe eine kleine Muschel mit Mimikri-Augenflecken. Sehr interessant waren die Rotalgenbüschel mit diversen aufsitzenden Protisten (Abb. 4). Bis zum Abend waren wir mit der Ausbeute voll beschäftigt und verpassten fast das Abendessen.

Am Donnerstag hatte sich der Sturm gelegt, und wir konnten unsere Fahrräder wieder benutzen. Über Vitte und Neuendorf ging es zum Süderleuchtturm und zu Fuß dann am Strand bis zur Kernzone des Nationalparks Gellen. Bernstein haben wir leider nicht gefunden.
Nach kurzer Rast mit Sanddorneisbecher in der Heiderose ging es wieder zurück. Da unser großes Abendessen auf der Station bevorstand, waren noch diverse Einkäufe und Vorbereitungen erforderlich. Auch mussten die restlichen Objektträger vom Hafen geholt werden. Zum Mikroskopieren blieb nicht mehr viel Zeit, da die Essensvorbereitungen doch recht umfangreich waren. Das Abendessen war köstlich: Als Vorspeise Antipasti von Wolfgang Bettighofer, als Hauptgang Spaghetti bolognese und als Nachtisch Sanddorneisbecher, beides von Gisela Frohberg.
Zu diesem Anlass hatten wir auch Frau Dr. Irmgard Blindow, die wissenschaftliche Leiterin der Station, eingeladen. Sie erzählte uns die spannende Geschichte von der Entstehung der neuen Bungalows, die beinahe gescheitert wäre, weil ein ganz kluger

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

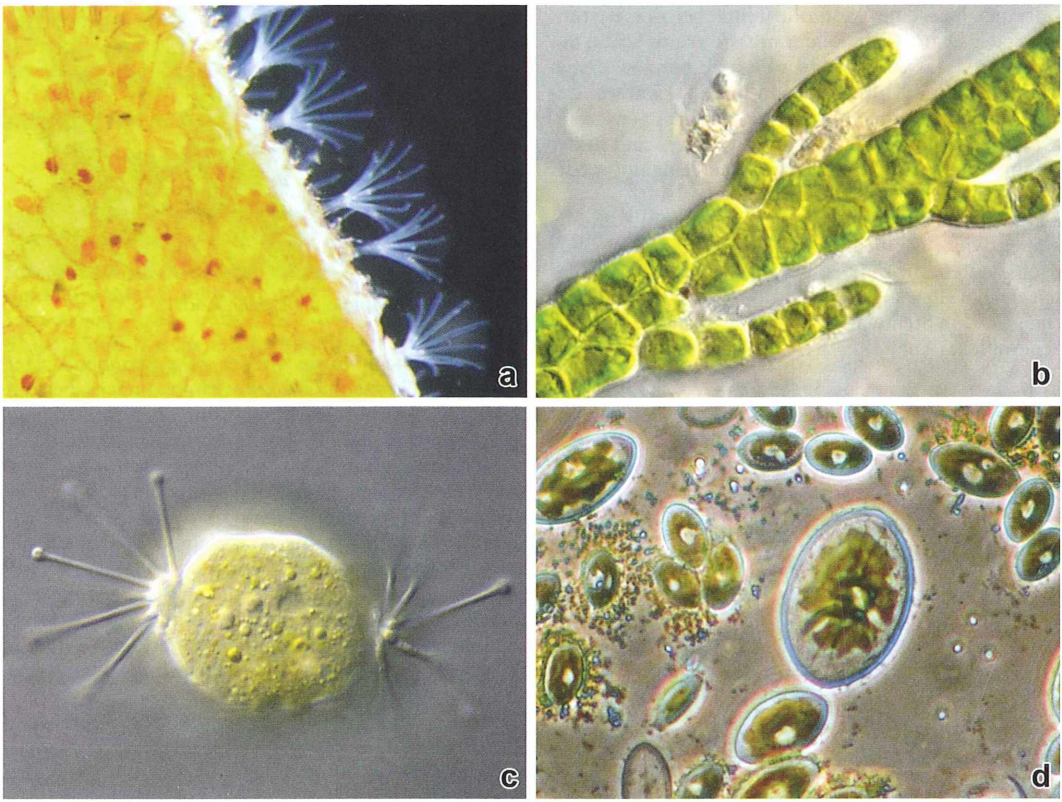



**Abb. 4:** **a** Moostierchen *Plumatella,* **b** Grünalge *Ulva,* **c** Sauginfusor *Tokophrya,* **d** Kieselalge *Cocconeis.*

Kopf die alten Holzhütten unter Denkmalschutz stellen wollte. Inzwischen hat die Station auch einen neuen Nachbarn, mit dem es Differenzen gibt. Bei der Vermessung wurde festgestellt, dass ein Teil der Station auf seinem Grundstück liegt. Dazu gehört wohl auch der wunderschöne Grillplatz, der am Steilhang des West-Ufers liegt. Hoffentlich einigt man sich gütlich. Mit einem schönen Glas Rotwein ging der Tag zu Ende.

Freitagmorgen, herrlicher Sonnenschein und nur eine leichte Brise, nun es war ja auch mein Geburtstag. Den ganzen Tag waren wir voll beschäftigt. Die neuen Proben wurden untersucht, aber auch die Aufwuchsproben auf den Objektträgern, die am Montag aus dem Bodden geholt worden waren, hatten sich noch sehr schön entwickelt. Es scheint sich immer zu lohnen, Material auch nach einigen Tagen noch einmal zu untersuchen. Die Entwicklung ist teilweise verblüffend. Ich selbst entdeckte etliche Suktorien, die ich so gut noch nie gesehen hatte. Am Nachmittag erzählte Wolfgang Bettighofer etwas über die Art und Weise, wie Suktorien ihre Nahrung aufnehmen. Er zeigte uns auch drei Filme von Professor Karl Grell über Lebensvorgänge bei Suktorien, die von 1968 bis 1971 vom Institut für den wissenschaftlichen Film in Göttingen produziert worden sind.
Dann begann das große Einpacken und Saubermachen. Am Abend saßen wir wieder im Wieseneck. Die Gruppe schenkte mir das sehr interessante Büchlein *Pflanzen auf Hiddensee*, das verlockt, die Insel auch einmal im Frühjahr oder Frühsommer zu besuchen.

Für den nächsten Morgen hatten wir für zehn Uhr ein Pferdefuhrwerk bestellt.
Die Hamburger waren schon seit 8 Uhr unterwegs. Das Fuhrwerk kam jedoch nicht. Zum Glück hatten wir genug Zeit, unser Expeditionsgepäck per Handkarren zum Hafen zu bringen. Pünktlich kamen wir in Schaprode an und fuhren dann nach herzlicher Verabschiedung bei schönem Wetter nach Hause zurück.
Dank der aufwändigen und intensiven Vorarbeit von Wolfgang Bettighofer war diese Mikroskopierwoche für mich und sicher auch die anderen Teilnehmer sehr erfolgreich. Ich möchte ihm für seine Mühe noch einmal ganz herzlich danken. Hoffentlich bin ich im nächsten Jahr wieder dabei.

Wolfgang Frohberg,
Berliner Mikroskopische Gesellschaft, Berlin

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


# 2. Festival der Mikrofotografie in Wiedenbrück

Impressionen vom *Festival der Mikrofotografie 2011*.

Am Wochenende 25. und 26. 5. 2013 findet in Wiedenbrück das 2. Festival der Makro- und Mikrofotografie statt. Das Organisationsteam um den Fotografenmeister und Mikroskopiker Peter Woitschikowski aus Gütersloh hat mit Unterstützung der VHS-Reckenberg-Ems Wiedenbrück dazu viele namhafte Referenten aus dem Bereich der Makro- und Mikrofotografie gewinnen können.

Bei diesem Festival steht – wie beim ersten Mal – die Vielfalt der technischen und kreativen Fotografie im Bereich der Mikro- und Makrowelten im Vordergrund. Die faszinierende Welt der kleinen und kleinsten Dinge aus der Natur, der Technik und Forschung wird uns nur mit Hilfe der Fotografie offenbart. Dass die faszinierende Welt des Kleinsten sichtbar und erklärbar für uns dargestellt werden kann, ist nur mit Hilfe hervorragender Fotos möglich. Renommierte Fotoprofis und anspruchsvollste Amateurfotografen entdecken und entwickeln immer wieder neue aufregende Techniken, um in diesem Bereich einmalige künstlerische und wissenschaftliche Bilder zu schaffen. Einen faszinierenden Einblick in diese uns umgebende Mikrowelt zu geben, sowie die Informationen, wie man solche Bilder in Spitzenqualität erzeugt, dafür steht dieses Fotofestival der Mikrofotografie.

Neben Vorträgen zu den verschiedensten Techniken der aktuellen und historischen Mikrofotografie, werden Workshops, Beamer-Shows sowie eine Ausstellung von Topfotos der Referenten geboten. Renommierte Spitzenfotografen – sowohl preisgekrönte Profis als auch ausgezeichnete Amateurfotografen – konnten wir für diese Veranstaltung gewinnen. Auch die Industrie beteiligt sich in verschiedener Hinsicht an dieser Veranstaltung.

So ist das Treffen dieser Mikrofotografen eine hervorragende Gelegenheit für alle Besucher, tiefgehende Informationen zu den Arbeitsweisen und Möglichkeiten der Nah-, Makro- und Mikrofotografie und den damit verbundenen Techniken und Geräten zu erhalten. Natürlich werden auch einfache Mittel zur Nahfotografie vorgestellt und die Referenten geben Ihnen bereitwillig Rede und Antwort zu allen Bereichen der Mikrofotografie. Die Referenten veröffentlichen ihre Bilder in Ausstellungen und Spitzenmagazinen und wir sind stolz darauf, sie für dieses Fotofestival gewonnen zu haben.

Veranstaltungsort: VHS im Stadthaus, Kirchplatz 2, 33378 Rheda-Wiedenbrück; Termin: Sa. 25. 5. 2013 und So. 26. 5. 2013, jeweils 11 – 18 Uhr. Die Gebühr für die gesamte Veranstaltung beträgt 30,– €. Freier Eintritt für Kinder bis zu 16 Jahren, Ermäßigung (20,– €) für Schüler und Studenten. Der Besuch der Ausstellung ist kostenfrei. Reservierung und Vorverkauf bis zum 8. Mai 2013 bei Helena Reimer, Tel.: 052 42/903 01 15, E-Mail: helena.reimer@vhs-re.de.

Weitere Information sind zu erhalten von Peter Woitschikowski, Hüssengarten 6, 33332 Gütersloh, Tel.: 052 42/463 79, Handy: 0176/60 81 72 08.

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


Form und Funktion im Mikro- und Makrobereich

# Ein Flohhupfer unter den Pflanzen: Wie der Sauerklee seine Samen wegschießt

Werner Nachtigall und Alfred Wisser

**Beim Flohhupfer-Spiel drückt man mit einem Scheibchen kräftig auf die Kante des „Flohs", und er wird ein gutes Stück fortgeschnipst. Nach dem gleichen Prinzip schießt der Sauerklee seine Samen an die zwei Meter weit weg.**

Beim Flohspiel wirken zwei Kräfte auf den so genannten Floh. Die Druckkraft der Scheibe und die Gegenkraft des Tischs nehmen ihn sozusagen in die Zange. Noch klarer wird das, wenn man versucht, eine leicht eingeölte Schusserkugel zwischen Daumen und Zeigefinger zusammenzudrücken. Blitzschnell wird sie aus der Fingerzange herausgedrückt und weggeschnipst. Wie sieht das nun beim Sauerklee aus?

Die häufigste Art dieser Gattung, der Wald-Sauerklee *Oxalis acetosella*, ist ein Frühblüher des Laubwaldbodens. Noch im April, bevor die Buchen voll belaubt sind und damit das Sonnenlicht wegnehmen, sprießen kleine Horste mit den kleeartig-dreizähligen Blättern, und bald öffnen sich bei Sonnenschein weiße oder leicht rosafarbene, rotgeäderte Blüten (Abb. 1a). Bei der Fruchtreife wächst der ehemalige Blütenstiel mehrere Zentimeter weit aus. Man spricht von einem postfloralen, das heißt nach der Blüte einsetzendem Wachstum. Auf diese Weise wird die reifende Kapselfrucht deutlich aus dem Blätterwald herausgehoben (Abb. 1b) und hat damit freies Schussfeld. Nach dem Abschießen der Samen welken die Fruchtstiele.

Das Besondere am Sauerklee ist nun der Feinbau der Samen innerhalb der Kapselfrucht. Diese Frucht entwickelt sich ja aus dem Verschmelzungsprodukt von fünf Fruchtblättern zum Fruchtknoten und ist deshalb auch fünfzählig. In den inneren Zwickeln sitzen bis zu drei Samenanlagen übereinander. Aus jeder entwickelt sich ein Samen. Wie jeder Pflanzensamen enthält auch dieser mehrere Samenschalen. Das Samenkorn selbst hüllt eine harte, rotbraune Schale ein, die aus der Anlage der inneren Samenschale hervorgegangen ist. Sie ist in Abbildung 3 als Hartschale bezeichnet. Die äußere Samenschale dagegen besteht aus dünnwandigen, zarten und großvolumigen Zellen. Sie bilden insgesamt einen von einer derben Epidermis (Außenhaut) umhüllten Schwellkörper, der den Samen handschuhartig umgreift (Abb. 3c) und den wichtigsten Teil des Schnipsapparats darstellt.

Dieser Schnipsmechanismus wurde bereits 1923 von Overbeck beschrieben und 1928 von Ulbrich in Zeichnungen nach der Natur illustriert (Abb. 3a–d). Demnach wandeln die Zellen der Schwellschicht während der Fruchtreife gespeicherte Stärke in Zuckersubstanzen um, die osmotisch Wasser ins Zellinnere nachziehen, wodurch der osmotische Druck steigt. Deshalb dehnt sich die Schwellschicht eines

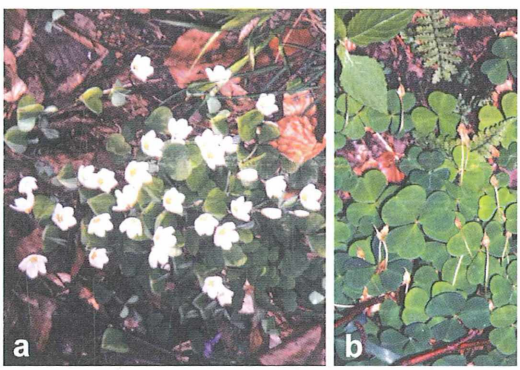



**Abb. 1:** Wald-Sauerklee, *Oxalis acetosella*.
**a** Frisch ausgetriebener, blühender Horst.
**b** Fruchtend mit postfloralem Wachstum.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten. Nachdruck und Verwendung in Text und Data Mining nur mit Genehmigung.

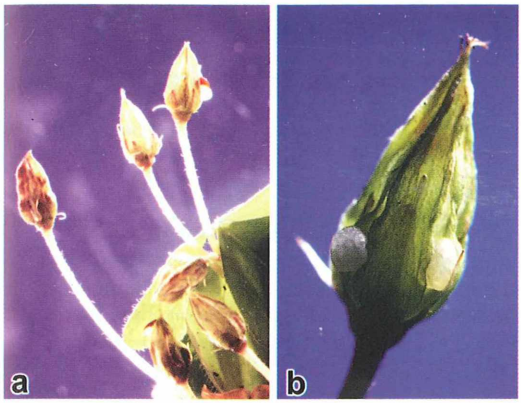



**Abb. 2:** Kapseln. **a** Fast reife Fruchtkapseln, an einer Stelle aufgesprungen. **b** Entladene Fruchtkapsel mit Spalten, in denen einige Schwellgewebe-Polster nach dem Abschuss ihrer Samenkörner hängen geblieben sind.

Samens aus, aber das geht nicht sehr weit, weil die Schwellkörper benachbarter Samen gegeneinander jeweils Widerlager bilden und das Ganze auch noch von einer kräftigen Fruchthülle umgeben ist. Nachdem sich die Schwellkörper nicht stärker ausdehnen können, steigt in ihnen der Druck weiter an, bis er Werte deutlich über einem Dutzend bar erreicht. In einem normalen Autoreifen herrscht ein Druck von etwa 2 bar; an die 6fach höher ist der Druck in dieser kleinen Pflanzenkapsel!

Kein Wunder, dass die Kapselwand das irgendwann nicht mehr aushält. Die Kapseln sind leicht kantig ausgeformt (Abb. 2a). An diesen etwas erhobenen Rändern reißen sie spaltförmig auf, wenn der Druck zu groß wird und die Samen abgeschossen werden und dabei die Spaltregion regelrecht durchschlagen. Das Schwellgewebe um einen Samen hat sich dann schlagartig bis auf etwa 130 % seines Reifevolumens ausgedehnt und den umfangenen Samen dadurch blitzschnell durch den Spalt herausgeschnipst (Abb. 3a und b). Nachdem es seine Aufgabe erfüllt hat, schrumpft es. Seine Reste bleiben oft an den Spalträndern hängen, wie die Abbildungen 2b und 3b zeigen, oder es schießt sich selbst bis zu einigen Dezimetern weit fort.

Dieser Mechanismus ist deshalb so eigenartig, weil die Kraft zum Samenabschnellen nicht von irgendeiner Kapselwand herrührt, sondern vom Samen selbst, nämlich seiner zum Schwellkörper umgewandelten Außenschale. Die Samenanlage opfert also sozusagen einen Teil ihrer Substanz für das Ausschleudern ihres zum Samenkorn umgewandelten Restes! Um im Bild zu bleiben, müsste man das Modellbeispiel mit der Schusserkugel etwas verändern. Man denke sich die Kugel teilweise mit einer Quellschicht umgeben, die sich bei Feuchtigkeit ausdehnt, und zwischen den Backen einer leicht geöffneten Rohrzange eingeklemmt. Die Zange selbst bleibt fest eingestellt, drückt also nicht weiter. Gießt man nun im Gedankenversuch Wasser auf die Kugel, so dehnt sich die Quellschicht aus, überwindet irgendwann den Zangendruck und schleudert die eingeschlossene Kugel weg. Ist dieser biologische Schnipsmechanismus aber auch effektiv? Wird der Samen weit weggeschleudert?

In der Literatur werden Schussweiten s bis $s_{max}$ = 2,4 m angegeben, was sehr hoch erscheint. Um das zu testen, wurden gewässerte Pflanzenbündel mit fast reifen Kapseln in die Mitte einer horizontalen Papierbahn von 4,5 × 0,5 m gestellt. Auf diese Bahn hatten sie mit starker Streuung n = 56 Samenkörner abgesetzt, und zwar mit einer mittleren Schussweite von 0,62 m. Die fünf größten Schussweiten waren 2,15 – 2,08 – 1,97 – 1,81 und 1,72 m. Da die Abschussrichtung sicher zufällig ist, wurde auf

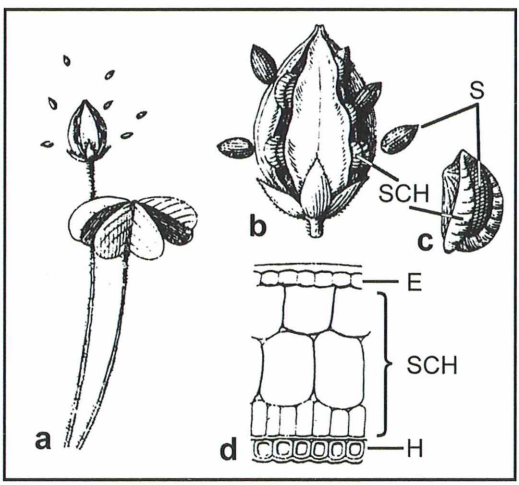



**Abb. 3:** Klassische Zeichnungen. **a** und **b** Aufspringende Kapseln mit Samenausschleudern. **c** Samenkorn mit handschuhartig umhüllendem Schwellgewebe. **d** Schnitt durch die Samenwände. E Epidermis, H Hartschale, S Samenkorn, Sch Schwellgewebe (a–c nach Ulbrich, 1928; d nach Overbeck, 1923, aus Ulbrich, 1928).

©Akademie d. Wissenschaften Wien; download unter www.biologiezentrum.at

Kreisflächenverhältnisse umgerechnet. Die zentrale Kreisfläche KF von 0,5 m Durchmesser wurde von vier jeweils 0,5 m breiten Kreisringen KR $I_{(innen)}$ ÷ KR $IV_{(außen)}$ umgeben. Umgerechnet auf eine Kreisfläche von 4,5/2 m Radius wären insgesamt 252 Samenkörner gelandet, davon auf KF rund 8 %, auf KR I ÷ KR IV rund 37 – 22 – 15 – 17 %.
Knapp ein Fünftel aller Samenkörner werden also in der Tat rund 2 m weggeschossen und sorgen so für die Fernverbreitung. Diese Schussweite entspricht immerhin dem Tausendfachen der Samenlänge.

### Literaturhinweise

Overbeck, F.: Zur Kenntnis des Mechanismus der Samenausschleuderung von *Oxalis*. Jb. Wiss. Bot. 62, 258–282 (1923).

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

*Verfasser:* Prof. em. Dr. rer. nat. Werner Nachtigall und Dr. rer. nat. Alfred Wisser,
Außenstelle Technische Biologie und Bionik
der Akademie der Wissenschaften Mainz und FB 8, Biowissenschaften, der Universität des Saarlands.
Postanschrift: Postfach 151150, 66041 Saarbrücken,
E-Mail: a.wisser@mx.uni-saarland.de

## Nachricht

# Meeresbiologische Exkursionen mit Tauchkurs

Das seit Jahren erfolgreiche Institut für Meereswissenschaften, HYDRA, bietet im Jahr 2013 wieder eine Reihe von meeresbiologischen Praktika auf der Insel Elba (Italien) an. Folgendes Programm steht zur Verfügung:

| | |
|---|---|
| 28.03.–07.04. | Allgemeine Meeresbiologie |
| 20.07.–30.07. | Marine Zoologie |
| 31.07.–10.08. | Spezialkurs: Fische |
| 10.08.–20.08. | Allgemeine Meeresbiologie |
| 21.08.–31.08. | Allgemeine Meeresbiologie |
| 01.09.–11.09. | Marine Zoologie |
| 12.09.–22.09. | Marine Lebensräume |
| 23.09.–03.10. | Methoden der Unterwasserforschung |

Alle Kurse sind für Taucher geeignet. Nicht-Taucher nehmen am integrierten Tauchkurs teil. Im Rahmen der europäischen Bemühungen, Studieninhalte innereuropäisch vergleichbar zu gestalten, wurden die Kursinhalte modulartig aufbereitet. Auf Nachfrage wird hierzu gerne Auskunft gegeben.

*Module*

| | |
|---|---|
| 21.08.–11.09. | Basic diving skills |
| 12.09.–03.10. | Advanced diving skills |

*Anmeldung und Infos:*
HYDRA, Institut für Meereswissenschaften AG,
Bothmerstraße 21, 80634 München
Tel.: 0 89/13 06 01 31
E-Mail: ifm@hydra-institute.com
Internet: www.hydra-institute.com

HISTORISCHE ANZEIGE

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


# Georg Oberhäusers „Großes Mikroskop" und Okularmikrometer

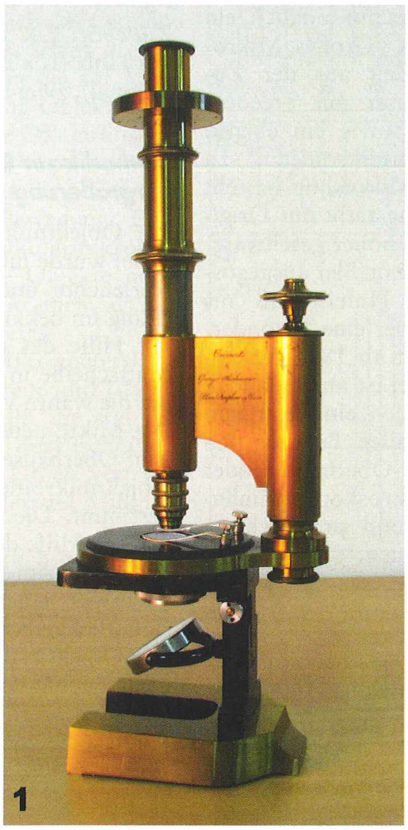
Erich Steiner

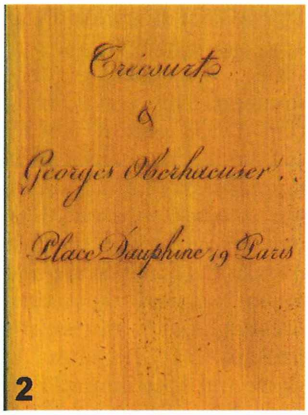
**Georg Oberhäuser (1798–1868) wurde in Ansbach in Mittelfranken als Sohn eines Drechslermeisters geboren. Er begann in Würzburg seine Lehre. Diese konnte er jedoch wegen des Todes seines Lehrmeisters nicht beenden. Oberhäuser ging dann nach Paris und eröffnete 1830 zunächst mit Trécourt und Bouguet eine optische und feinmechanische Werkstätte, die er aber um 1835 alleine weiterführte.**

Oberhäuser stellte zunächst Trommelmikroskope her. Als aber immer deutlicher wurde, dass bei diesem Stativtyp die Verstellbarkeit des Spiegels beschränkt und die Einstellung der schiefen Beleuchtung fast unmöglich war, konzentrierte er sich ab 1848 auf das Hufeisenstativ, das aber nicht von ihm, sondern von Chevalier erfunden worden war.

## Mikroskopbau durch Oberhäuser und Hartnack

Oberhäusers Mikroskope waren sehr einfach, praktisch gebaut und preiswert. Viele Wissenschaftler konnten sich daher ein solches Gerät kaufen. Die Objektive waren von hervorragender Qualität. Oberhäuser war ein Meister des



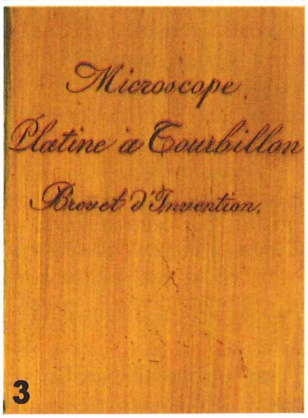




**Abb. 1:** „Großes Mikroskop" mit „Oberhäusers-Okularmikrometer". – **Abb. 2** und **3**: Signatur 1 und 2 eines „Großen Mikroskops" von Oberhäuser.

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

Pröbelns. Daher haben auch Objektive mit der gleichen Nummer häufig verschiedene Vergrößerungen. 1854 stellte Oberhäuser seinen Neffen Edmund Hartnack (1826–1891) in seinen Betrieb ein. Hartnack stellte zunächst Objektive für Mikroskope und Fernrohre her, bevor ihm bereits 1860 die technische Leitung übertragen wurde. 1864 erwarb er das Unternehmen von Oberhäuser, der sich anschließend aus dem Geschäftsleben zurückzog.
Hartnack führte die Werkstätte mit großem Erfolg weiter und konnte den guten Ruf, den sie schon hatte, noch weiter ausbauen. Dabei konzentrierte er sich auf den Mikroskopbau. 1870 musste Hartnack wegen des Deutsch-Französischen Krieges Paris verlassen. Er übersiedelte nach Potsdam, firmierte unter „E. Hartnack & Co., Paris und Potsdam" und arbeitete dort erfolgreich bis zu seinem Tod. Hartnacks Objektive wurden damals in Deutschland von vielen Fachleuten als die besten des Kontinents angesehen.

## „Großes Mikroskop" und Okularmikrometer

Durch einen Bekannten war es mir möglich, ein sehr gut erhaltenes, seltenes „Großes Mikroskop", das noch in der Zeit aus der Zusammenarbeit von Oberhäuser mit Trécourt (um 1833) gebaut wurde, sowie ein ebenso seltenes „Oberhäuser-Okularmikrometer" zu untersuchen (Abb. 1). Das Mikroskop besteht aus einem kippbaren Messingstativ mit Original-Zaponierung, auf 6,1 cm hoher geschwärzter prismatischer Säule und mit Blei ausgegossenem original zaponierten Hufeisenfuß aus Messing. Das Stativ weist aber eine Besonderheit auf. Da Oberhäuser erst ab 1848 Mikroskope mit Hufeisenfuß baute, ist anzunehmen, dass dieses Gerät ursprünglich ein Trommelmikroskop war. Der ehemalige Besitzer ließ dann sicher nach 1848 von Oberhäuser oder Hartnack (ab 1854) das Mikroskop fachmännisch auf ein moderneres und praktischeres Gerät mit Hufeisenfuß umbauen.

## Die technischen Daten

*Gesamthöhe in Arbeitsstellung*: 33 cm (mit Objektiv Nr. 4 und senkrecht gestelltem Tubus).

*Tubus*: 18 cm, monokular, im unteren Teil verjüngt.

*Trieb*: Grobtrieb mit Schiebevorrichtung; Feintrieb: Mikrometerschraube oberhalb des Tisches auf runde 11 cm hohe Säule wirkend, die auch mit dem plattenförmigen Tubusträger-Arm verbunden ist.

*Tisch*: Runder, zaponierter Messingtisch (9,5 cm Durchmesser) mit schwarzer, runder Hartgummiauflage (8,5 cm Durchmesser), der sich um seine Achse drehen lässt. Der Rundtisch ist in einer geschwärzten Messingplatte (9 × 9 cm) eingelassen und hat zwei Objektträgerklemmen. In der Mitte des Tisches ist eine 3 cm breite runde Öffnung zum Hineinlegen einer Glasplatte.

*Beleuchtungsapparat*: Hohl- und Planspiegel in Kardanhalterung, in runder Hülse eingebaute Irisblende

*Optik*: Fünf achromatische Objektive (Nr. 2, Nr. 4, Nr. 5a, Nr. 7, Nr. 8), vier Huygens-Steckokulare (Nr. 1, Nr. 2, Nr. 3, Nr. 4; Nr. 2 ist ein Okularmikrometer)

*Signatur*: Auf dem plattenförmigen Tubusträger-Arm mit „Trécourt & Georges Oberhaeuser, Place Dauphine 19, Paris" bzw. „Microscope Platine à Tourbillon, Brevet d'Invention" signiert (Abb. 2 und 3). Baujahr um 1833.

*Zubehör*: Ein versperrbarer Mikroskopkasten aus Holz (L × B × H; 16 × 12,5 × 34 cm; nicht original), zwei belederte Objektiv-Etuis.

## Methodik zur Bestimmung der Okular-Vergrößerung

Ein Objektmikrometer (2 mm geteilt in 200 Teile) wurde mit Hilfe einer starken Mikroskopierleuchte und mit einem Objektiv zur Eichung im bekannten Abbildungsmaßstab 10 : 1 mit Hilfe des unbekannten Okulars auf eine Mattscheibe in 250 mm Entfernung projiziert, um die wahre Vergrößerung festzustellen.
Die Mikrometerwerte (Tabelle 1) wurden mit dem Oberhäuser-Okularmikrometer und einem Objektmikrometer (2 mm geteilt in 200 Teile) bestimmt. Die Objektiv-Vergrößerungen wurden mit Hilfe der bestimmten Objektiv-Mikrometerwerte im Vergleich mit einem Test-Mikrometerwert einer bekannten Objektivvergrößerung rückgerechnet.
Die Objektiv-Brennweiten (f in mm) wurden, nachdem die Vergrößerungen (V) der Objektive bestimmt worden waren, für eine mechanische Tubuslänge von 180 mm berechnet.

$$f = \frac{180}{V}$$

**Tabelle 1:** Objektiv-Parameter.

| Objektiv-Nummer | Vergrößerung | Brennweite | Mikrometerwert*) | Arbeitsabstand |
|---|---|---|---|---|
| 2 | 7× | 25,7 mm | 19,23 µm | 20,0 mm |
| 4 | 17× | 19,6 mm | 7,86 µm | 3,0 mm |
| 5a | 38× | 4,7 mm | 3,51 µm | 1,3 mm |
| 7 | 55× | 3,3 mm | 2,40 µm | 1,0 mm |
| 8 | 67× | 2,7 mm | 1,98 µm | 0,9 mm |

*) in µm (1 µm = 1/1000 mm) pro kleinstem Teilstrich auf der Mikrometerskala des Oberhäuser-Okularmikrometers (Nr. 2).

## *Oberhäuser-Okularmikrometer*

Es ist original zaponiert, 5 cm hoch, mit Nr. 2 bezeichnet und vergrößert 4,5fach. Es hat eine 8 mm hohe Scheibe mit 57 mm Durchmesser, in der sich in Blendenhöhe eine mit einer Mikrometerschraube bewegliche, in Glas geritzte Mikrometerskala von 10 mm Länge befindet. Jeder Millimeter ist noch in Zehntel-Millimeter unterteilt. Durch die Mikrometerschraube ist es daher leicht möglich, das Okular-Mikrometerplättchen auf eine gewisse Strecke quer durch das Gesichtsfeld zu führen. Da sich das Okularmikrometer im Mikroskoptubus leicht drehen lässt, kann man es so bequem in die zur Messung günstige Stellung gegen das Objekt bringen. Zum Scharfstellen kann die Okularlinse in einer senkrecht geschlitzten Hülse verschoben werden. Eine Schraube, welche in die geschlitzte Hülse eingreift, begrenzt die Bewegung. Eine Besonderheit des Oberhäuser-Okularmikrometers ist die Möglichkeit, kleine Objekte noch zehnmal genauer ausmessen zu können, als mit einem normalen Okularmikrometer.

Die Theorie ist folgende: Die Mikrometerskala bildet ein Rechteck von 1 mm Breite und 10 mm Länge und enthält 100 Intervalle, die von der Diagonale des Rechteckes so durchschnitten werden, dass die senkrechten Linien von der Grundlinie zur Diagonale hundertstel Millimeter ergeben (Abb. 4 und 5).

Für eine Messung muss natürlich zuerst mit Hilfe eines Objektmikrometers der Mikrometerwert des verwendeten Objektives pro Teilstrich auf der normalen Mikrometerskala bestimmt werden. Bei größeren Objekten kann dann die Messung nach der Formel erfolgen:

L = Länge des Objektes; k = Anzahl der Mikrometerskala-Skalenteile; M = Mikrometerwert des verwendeten Objektives

$L = k \times M$

Bei kleinen Objekten wird das Objekt so lange verschoben, bis es die Grundlinie und die Diagonale der besonderen Mikrometerskala berührt (Abb. 6).

Formel für die Messung von kleinen Objekten: L = Länge des Objektes; p = Proportionalteilstelle, an der das Objekt die Grundlinie und die Diagonale der besonderen Mikrometerskala

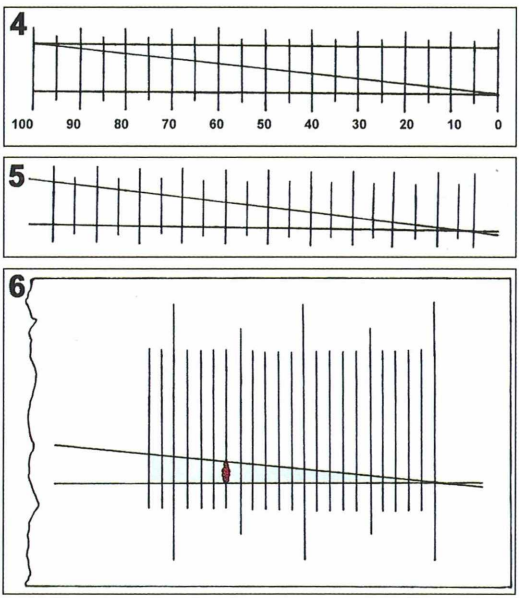



**Abb. 4:** Schematische Zeichnung zum besseren Verständnis der Mikrometerskala im Oberhäuser-Okularmikrometer. Im dem hier beschriebenen Gerät ist das oben angeführte Rechteck und die Bezifferung nicht in die Mikrometerskala eingeritzt, sondern nur die Grundlinie und die Diagonale. – **Abb. 5:** Schematische Zeichnung der Mikrometerskala im hier beschriebenen Okularmikrometer. – **Abb. 6:** Ausschnitt der besonderen Mikrometerskala zum Verständnis für das Ausmessen kleiner Objekte.

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

berührt; M = Mikrometerwert des verwendeten Objektivs

$$L = \frac{p \times M}{10}$$

Beispiel (Abb. 6):

Objektiv Nr. 4; p = 16; M = 7,86

$$L = \frac{p \times M}{10} = \frac{16 \times 7{,}86}{10} = 12{,}576$$

Das Objekt ist rund 12,6 µm lang.

**Abb. 7:** Okularmikrometer-Signatur.

Im Vergleich mit modernen Schraubenmikrometer-Okularen war beim Oberhäuser-Okularmikrometer kein Unterschied in der Genauigkeit feststellbar.

Das Oberhäuser-Okularmikrometer ist auf der Scheibe, in der sich die Mikrometerskala befindet mit „E. Hartnack suc. de G. Oberhaeuser a Paris. bté s.g.d.g." signiert (Abb. 7). Es wurde zwischen 1860 und 1870 von Hartnack gebaut.

Abschließend kann nur gesagt werden, dass Oberhäusers beziehungsweise Hartnacks Erzeugnisse höchstes Lob verdienen.

### Literaturhinweise

Dippel, L.: Das Mikroskop und seine Anwendung. Erster Theil, Verlag von Friedrich Vieweg und Sohn, Braunschweig 1872.

Frey, H.: Das Mikroskop und die Mikroskopische Technik. Verlag von Wilhelm Engelmann, Leipzig 1881.

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

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

Harting, P.: Das Mikroskop. Band 3, Verlag von Friedrich Vieweg und Sohn, Braunschweig 1866.

Kaiser, W.: Technik des modernen Mikroskopes. Verlag von Moritz Perles, Wien 1906.

Kambeck, B. U.: Alphabetische Liste kontinentaler Hersteller von Mikroskopen des 18. und 19. Jahrhunderts. Privatdruck, Hildesheim 6/2001.

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

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

# Aus den Arbeitsgemeinschaften

## Mikrobiologische Vereinigung München e. V.

MVM 100 Jahre

### Programm März und April 2013

13.03.: *Dr. Martin Schubert:* Einbettung von Pflanzenmaterial in Gummi arabicum nach Hoyer

27.03.: *Tankred Fiedler:* „Landschaften" und Organismen in der Tiefsee (Farbfilm)

24.04.: Jahreshauptversammlung

Vortragsabende finden an den oben genannten Terminen (jeweils mittwochs) um 19:30 Uhr statt.

*Treffpunkt:* Im Vereinslokal; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der TU; Seminarraum 04 (Untergeschoss). Anfahrtsbeschreibung: siehe mikroskopie-muenchen.de

Informieren Sie gerne auch Freunde und Bekannte über unser Programm. Schnupperabende sind für Gäste kostenlos.

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

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

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

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

Zitate von Zeitschriftenbeiträgen:

Körner, S.-J., Hausmann, K.: Das Periphyton im rasterelektronenmikroskopischen Bild. Teil 3: Heliozoen und Flagellaten. Mikrokosmos 101, 207–212 (2012).

Boenigk, J., Ereshefsky, M., Hoef-Emden, K., Mallet, J., Bass, D.: Concepts in protistology. Europ. J. Protistol. 48, 96–102 (2012).

Buchzitate:

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

Zitate von Buchbeiträgen:

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

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

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

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

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

# Das letzte Bild

Das umseitige Bild zeigt den Blütenstempel und die Fruchtblätter einer Quittenart.

Präparationstechnik: Frischpräparat. Mikroskopiertechnik: Auflicht; 50fach.
Foto: Frank Fox, Trier; E-Mail: fox@fh-trier.de; www.mikro-foto.de.

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

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

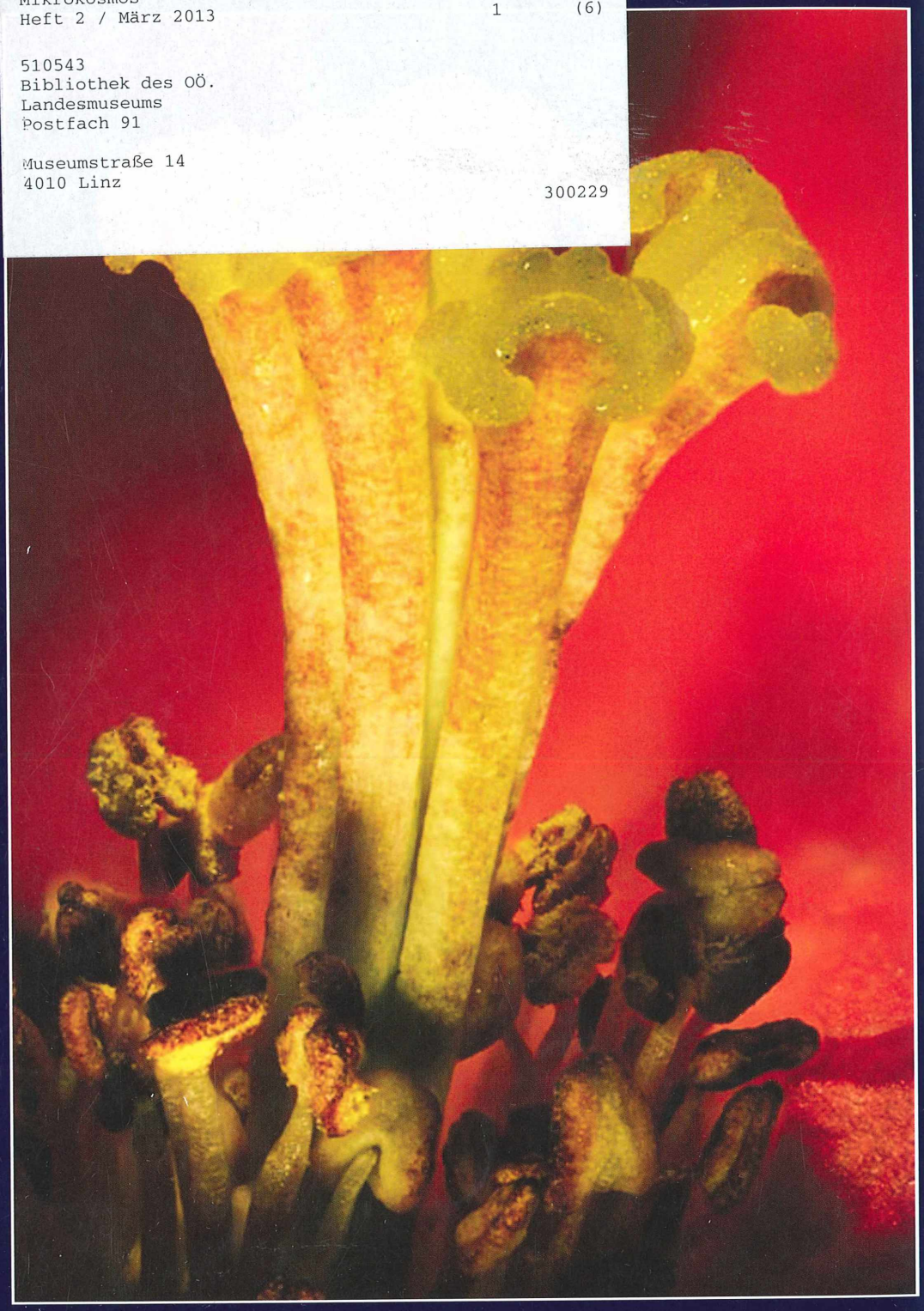
©Naturwissenschaftlicher Verein für Kärnten; download unter www.biologiezentrum.at

Mikrokosmos
Heft 2 / März 2013 1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums
Postfach 91

Museumstraße 14
4010 Linz

300229



# ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2013

Band/Volume: 102_2

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 102_2 1