II 90372/94,1

ELSEVIER
URBAN & FISCHER

MIKROKOSMOS

Heft 1
94. Jahrgang
Januar 2005

www.elsevier.de/mikrokosmos

ISSN 0026-3680



Elektronische Version unter http://www.elsevier.de/

MIKROKOSMOS Zeitschrift für Mikroskopie

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

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

Inhalt

Artikel

1 Conodonten – Rätselhafte Mikrofossilien
Gerhard Göke

5 Beispiele zum Megagametophyten der Ranunculaceen (Hahnenfußgewächse)
Rainer Roeser

16 *Ouramoeba botulicauda*, Leidys Amöbe mit Appendix – Eine von *Amoebophilus simplex* parasititerte *Mayorella*
Josef Brief

27 Kokkale Cyanobakterien in einem schwefelsauren Restsee der Lausitz
Wolfgang Jacob

29 Beobachtung einer Häutung bei zwei verschiedenen Cladoceren
Karl-Heinz Eggert

37 Nackte Amöben als Weidegänger auf Bodenalgenbiofilmen
Joachim Jahnke

45 Schäden bei Plankton aus der Konserve?
Richard Müller

49 Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden der Ozeane – Teil 1: Die Nanaloricidae
Gunnar Gad

Rubriken

15, 23, 47 Nachrichten

21, 24, 32 Kurze Mitteilungen

22 Mikro-Ufo

26 Buchbesprechung

33 Mikro-Kids

36 Aus der Industrie

44 Neue Medien

61 Aus den Arbeitsgemeinschaften

63 Mikro-Markt

Im elektronischen MIKROKOSMOS-ARCHIV
www.elsevier.de/mikrokosmos werden mit dem Erscheinen dieses Heftes zwei Artikel aus dem Jahrgang 24 (1930/31) über einheimische kletternde und windende Pflanzen wiedergegeben.

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

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

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

Umschlagabbildung: Schwefelsaurer Restsee bei Weißwasser, blaugrün gefärbt durch Cyanobakterienblüte. Siehe Artikel W. Jacob, S. 27–28.

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

Conodonten – Rätselhafte Mikrofossilien

Gerhard Göke*

Den Begriff Mikropaläontologie prägte Arthur Humphres Foord 1883 für seine Studien an den paläozoischen Bryozoen Kanadas. Heute verstehen wir darunter nicht nur die Wissenschaft von den kleinen Fossilien (Foraminiferen, Radiolarien, Diatomeen u.a.), sondern auch von kleinen Resten größerer Organismen.

Zu letzteren gehören die Conodonten, deren systematische Zugehörigkeit lange Zeit umstritten war. Es gibt viele Mikroskopiker, die sich mit den Mikrofossilien beschäftigen, wenn auch meistens nur am Rande. Diese Objekte bieten den Vorteil, dass sie weltweit in fossilen Sedimenten vorkommen und manchmal fast vor der Haustür liegen. Hinweise zu Untersuchungsmethoden und Bestimmung von Mikrofossilien findet man in verschiedensten Abhandlungen (z.B. Göke, 1963; Vangerow, 1981). Conodonten können aus vielen Gesteinen isoliert werden.

Geschichte der Conodontenforschung

Im Jahre 1856 beschrieb Ch. H. Pander als erster winzige aus Kalziumphosphat (Apatit) bestehende zahnähnliche Gebilde aus dem russischen Paläozoikum, die er Conodonten nannte (conus = lat. Kegel, odon = griech. Zahn; Kegelzähne). Pander sprach bei der Erstbeschreibung seiner Conodonten von einer möglichen Zugehörigkeit zu einer Gruppe unbekannter mariner fischähnlicher Wirbeltiere. *Conodon* ist auch der Name einer größeren fossilen Fischgattung. Dass es sich bei den Conodonten, die eine Größe von 1 bis 4 mm haben, nicht um Fischzähne handelt, hatte man rasch herausgefunden. Die monographische Bearbeitung durch E. O. Ulrich und R. S. Bassler (1926) weckte ein lebhaftes Interesse an dieser Gruppe, deren systematische Stellung über 130 Jahre lang unsicher blieb. Es gibt nur wenige fossile Organismenreste, über die so weit auseinander gehende Ansichten (mehr als 50) ausgesprochen wurden, wie über die Conodonten. Besonders häufig wurden sie mit dem Kauapparat von Ringelwürmern aus der Gruppe der Polychaeten verglichen. In ihrer Gestalt erinnern die Conodonten tatsächlich an den Kieferapparat der Polychaeten, deren Bestandteile fossil als Scolecodonten bekannt sind. Alle Scolecodonten bestehen jedoch aus chitinig-kieseligem Material, währen die Conodonten aus Apatit bestehen. Die Substanz der Conodonten hat die Härte 3–5 der Mohs'schen Skala. Ihre chemische Zusammensetzung ist dem Dahllit, Dehrnit und Kollophan aus der Apatitgruppe und der Mineralsubstanz der Knochen und Zähne ähnlich (Ellison, 1944).

Unter den Conodonten kommen zwei morphologisch unterschiedliche Gruppen vor, die sich hauptsächlich durch den inneren Bau und die stratigraphische Verbreitung voneinander unterscheiden: Die Gruppe der lamellaren und die Gruppe der faserigen Conodonten, von denen die lamellaren am besten bekannt sind. Durch zahlreiche Untersuchungen wurde der hohe stratigraphische Wert der Conodonten festgestellt, die vom Kambrium bis durch die Trias recht häufig sind und von Organismen stammen, die mehr als 300 Millionen Jahre in den vorzeitlichen Meeren gelebt haben. Die biologische Affinität dieser Gruppe galt bis 1982 als rätselhaft.

Das erste erhaltene Conodonten-Tier wurde 1982 im Granten Shrimps Bed des schottischen Unterkarbons entdeckt (Briggs et al., 1983). Diese Fundstelle lieferte bis 1999 insgesamt 13 Exemplare. Es folgten Fundmeldungen aus dem Silur von Nordamerika (1987) und von über 100 Teilexemplaren aus dem Ordovizium

* Es ist uns eine traurige Pflicht mitzuteilen, dass unser langjähriger Autor Gerhard Göke Anfang November 2004 im Alter von 75 Jahren verstorben ist. In einem der folgenden Hefte wird ein Nachruf über ihn erscheinen.
Redaktion MIKROKOSMOS

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

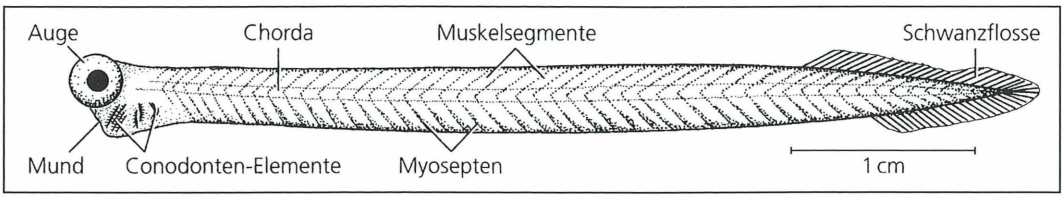


Abb. 1: Rekonstruktion eines Conodonten-Tieres in Lateralansicht. Im hinteren, ventralen Teil des Kopfes befand sich ein Mundtrichter mit mehreren Reihen von Conodonten, die vermutlich eine Rolle bei der Nahrungsaufnahme und/oder als Stützelemente beispielsweise für Mundcirren spielten (nach Westheide und Rieger, 2003).

von Südafrika (1993). Das schottische Conodonten-Tier *Clydagnathus windsorensis* hat einen aalförmigen, 5 cm langen, seitlich zusammengedrückten Körper. Das südafrikanische Tier *Promissum pulchrum* hat demgegenüber ein Mehrfaches an Länge gehabt. Nach den Vorstellungen seiner britischen Entdecker gehört das Conodonten-Tier zu den Euchordata. Abbildung 1 zeigt eine zeichnerische Rekonstruktion eines Conodonten-Tieres. Bei einer kritischen Betrachtungsweise können natürlich alle bisher gefundenen Merkmale als subjektive Interpretationen in Frage gestellt werden.
Die isolierten Elemente der Conodonten gehören offensichtlich zu einer Art Fressapparat im Mundbereich des Kopfes. Das wurde in den 30er Jahren auf Schichtflächen karbonischer Gesteine entdeckt. Möglicherweise funktionierten diese Apparate wie eine Reuse bei der Nahrungsaufnahme oder dienten zum Schneiden, Reißen oder Kauen.

Zur Ökologie der Conodonten

Bewiesen ist der marine Charakter der meisten Conodonten führenden Schichten. Einige Autoren vermuten bei manchen Funden auch eine Brackwasser- oder sogar Süßwasserumgebung. Die Conodonten kommen weltweit in den verschiedensten Sedimenten vor. Besonders häufig in Schiefern, aber auch in Tonen, Sandsteinen und Kalken. Die große geographische Verbreitung mancher Arten lässt vermuten, dass die Conodonten tragenden Tiere zum großen Teil im Seichtwasser oder in den oberen Wasserschichten gelebt haben. Nach der weltweiten Verbreitung zu urteilen, ist das Conodonten-Tier ein aktiv schwimmender Organismus gewesen, der in großen regionalen Faunenbereichen gelebt hat und sensibel auf Änderungen der Wassertemperatur, des Sauerstoff- und Salzgehaltes sowie auf turbulentes oder stilles Wasser reagiert hat.

Stratigraphie der Conodonten

Vom biochronologischen Standpunkt aus betrachtet gehören die Conodonten zu den wichtigsten paläozoischen Mikrofossilien. Sie sind so häufig, dass in vielen Fällen ein kleines Gesteinsstück genügend Material für eine stratigraphische Bestimmung liefert. Die ältesten Conodonten wurden aus dem Oberkambrium von Nordamerika und Nordeuropa beschrieben. Sie haben ein Alter von etwa 510 Millionen Jahren. In das nachfolgende Ordoviz fällt ihr erstes Häufigkeitsmaximum. Die in den Abbildungen 2 bis 4 gezeigten Conodonten aus dem nordamerikanischen Ordoviz haben ein Alter von etwa 450 Millionen Jahren. Die silurischen und unterdevonischen Conodoten sind weniger gut erforscht. Im Oberdevon vor etwa 480 bis 355 Millionen Jahren war die zweite und größte Blütezeit der Conodonten. In dieser Zeit wurden viele kurzlebige Arten ausgebildet, die für eine Zonengliederung besonders gut geeignet sind. Die Schiefer und Kalke des Unter- und Oberkarbons sind ebenfalls reich an Conodonten (Abb. 5–8). In den Wäldern des Hasselbachtales bei Hagen/Westfalen fand ich kleine, fast zugewachsene alte Steinbrüche mit Bänken von Kulm-Kohlenkalk (Unterkarbon), die viele Conodonten enthalten. Die hier abgebildeten Exemplare (Abb. 4–7) haben ein Alter von etwa 350 Millionen Jahren. In der Trias endet das Vorkommen der Conodonten.
Eine bewerkenswerte Conodonten-Fauna wurde 1956 von Diebel aus der Mungo-Kreide (Turon bis Campan) Kameruns beschrieben. In den mikropaläontologisch gut erforschten Schichten

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten

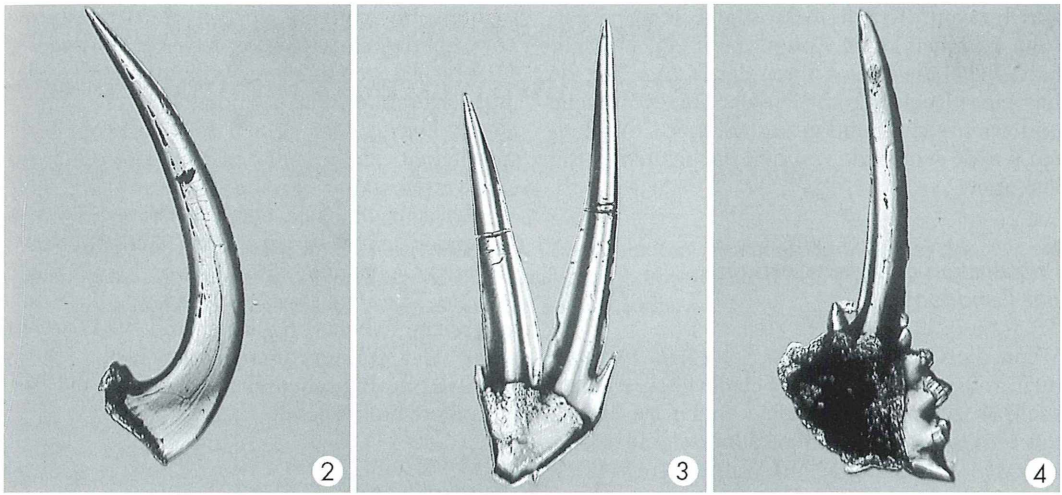


Abb. 2: Euconodont, coniformer Typ. M. Ordoviz. Harding Sandstone, Canon City, Colorado USA. Länge 1,0 mm. Interferenzkontrast. – Abb. 3: *Chirognathus* spec. M. Ordoviz. Harding Sandstone, Canon City, Colorado USA. Länge 1,2 mm. Interferenzkontrast. – Abb. 4: *Chirognathus* spec. M. Ordoviz. Harding Sandstone, Canon City, Colorado USA. Länge 1,2 mm. Differentieller Interferenzkontrast (DIK).

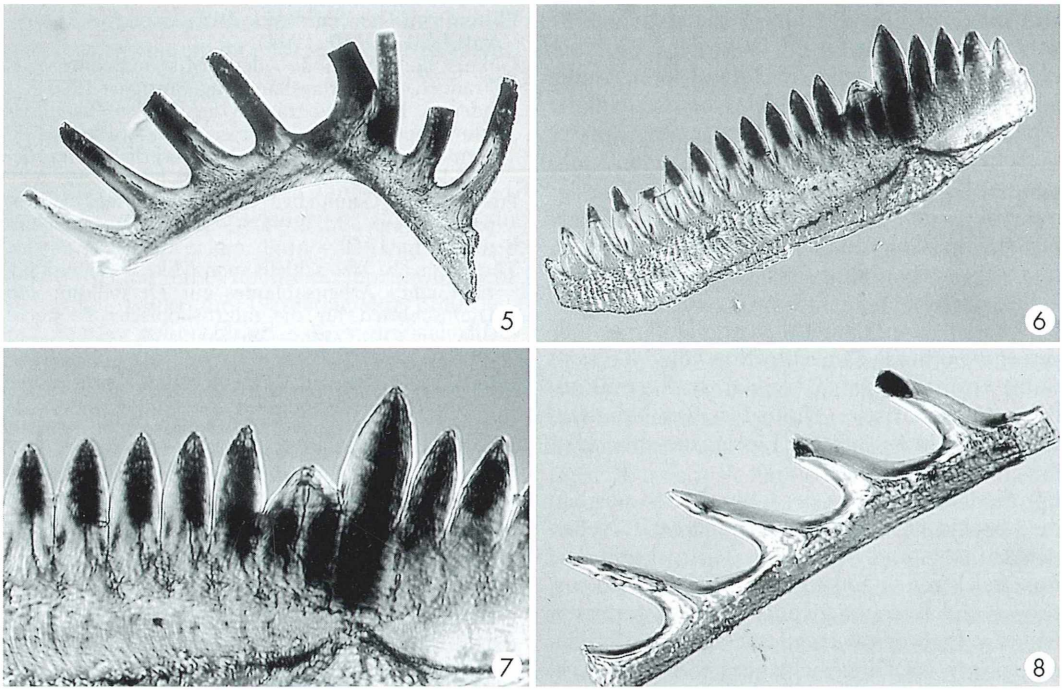


Abb. 5: *Diplododella* spec., kammförmiger Typ. Unterkarbon. Kulm-Kohlenkalk, Haselbachtal, Hagen/Westf. Länge 2,8 mm. Interferenzkontrast. – Abb. 6: Kammförmiger Conodont (*Hindeodella* spec.?) Unterkarbon. Kulm-Kohlenkalk, Hasselbachtal, Hagen/Westf. Länge 2,5 mm. Interferenzkontrast. – Abb. 7: Kammförmiger Conodont. Ausschnitt von Abbildung 5. – Abb. 8: Ramiformer (astförmiger) Conodont, Bruchstück. Unterkarbon. Kulm-Kohlenkalk, Hasselbachtal, Hagen/Westf. Länge 2,8 mm. DIK.

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de
O.Ö. LANDESMUSEUM BIBLIOTHEK

von Jura und Kreide in Nordamerika und Europa kommen keine Conodonten vor. Deshalb hält Diebel die Conodonten der Mungo-Kreide für eine Reliktfauna. Dieser ungewöhnliche und artenreiche Fund gut erhaltener Conodonten wurde seinerzeit von den Fachleuten heftig diskutiert.

Präparation und Untersuchung der Conodonten

Wenn die Conodonten auf Schiefern vorkommen, müssen sie von den Schichtflächen abgesucht werden. Aus Kalken können sie jedoch mit Essigsäure oder Monochloressigsäure herausgelöst werden. Das auf Walnuss- bis Haselnussgröße zerkleinerte Gestein wird in einem ausreichend großen Becherglas bei Zimmertemperatur mit der 6fachen Menge 20%iger Essigsäure übergossen. Ich verwende die billige, für Haushaltzwecke bestimmte Essigessenz. Die Auflösung beginnt sofort und ist nach circa sieben Tagen beendet. Wenn ein Gesteinsrest verbleibt, wird dieser unter fließendem Wasser gewaschen und erneut mit 20%iger Essigsäure übergossen. Der feine Rückstand kann sofort über ein Sieb von 0,2 mm Maschenweite abgeschlämmt und unter der Brause mit Wasser säurefrei gewaschen werden. Nach dem Trocknen werden die Conodonten unter dem Stereomikroskop ausgelesen. Bei diesem Verfahren bleiben die Conodonten erhalten. Fischzähne, Fischschuppen und andere phosphatische Mikrofossilien können verloren gehen.

Beckmann (1952) hat bei seinen Untersuchungen eine optimale Konzentration von 7% Essigsäure ermittelt. Dabei bleiben auch empfindliche phosphatische Mikrofossilien erhalten, allerdings auf Kosten der Lösungsgeschwindigkeit.

Für die Untersuchung der Conodonten wurden die verschiedensten Methoden eingesetzt: Neben der Auflicht- und Durchlicht-Mikroskopie, die Rasterelektronen-Mikroskopie, Infrarotspektroskopie und Isotopenchemie. Die hier gezeigten Mikroaufnahmen wurden mit dem Interferenzmikroskop im Durchlicht hergestellt. Als Einschlussmittel diente Malinol mit der Brechzahl 1,52. Besonders dicke Conodonten wurden mit Rohagit S oder Traganthlösung in die Vertiefung von Hohlschliff-Objektträgern geklebt. Malinol hat etwa die Brechzahl des Glases, so dass der Hohlschliff nicht stört. Für die Untersuchung im Auflicht wurden die Conodonten auf ein Stückchen weißes, fixiertes Fotopapier geklebt, das sich in einem Vulkanfiberring oder in einer Franke-Zelle befindet.

Dieser Beitrag, der keinen Anspruch auf Vollständigkeit erhebt, soll den Mikroskopiker auf eine interessante fossile Organismengruppe aufmerksam machen, deren Vertreter in vielen Gegenden leicht zu beschaffen sind. Wer sich intensiver mit den Conodonten beschäftigen möchte, benötigt spezielle Literatur. Eine umfangreiche Arbeit von Ziegler und Weddige mit mehr als 170 Literaturstellen erschien 1999 in der Paläontologischen Zeitschrift, auf die hier besonders hingewiesen wird.

Literaturhinweise

Briggs, D. E. G., Clarkson, E. N. K., Aldridge, R. J.: The conodont animal. Lethaia *16*, 1–14 (1983).

Beckmann, H.: Zur Anwendung von Essigsäure in der Mikropaläontologie. Pal. Zeitschrift *26*, 138–139 (1952).

Diebel, K.: Conodonten in der Oberkreide von Kamerun. Zeitschrift Geologie *5*, 424–450 (1956).

Ellison, S.: The composition of conodonts. Journ. Pal. *18*, 133–140 (1944).

Göke, G.: Methode der Mikropaläontologie. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1963.

Pander, C. H.: Monographie der fossilen Fische des silurischen Systems des russisch-baltischen Gouverments. Buchdruckerei der Kaiserlichen Akademie der Wissenschaften, St. Petersburg 1856.

Pokorny, V.: Grundzüge der zoologischen Mikropaläontologie, Bd. 2. VEB-Verlag der Wissenschaften, Berlin 1958.

Thormann, F.: Wie schleift man Mikrofossilien? Bericht eines Arbeitsablaufes zur Herstellung von Dünnschliffen für die mikroskopische Beobachtung von Conodonten. Mikrokosmos *91*, 152–154 (2002).

Ulrich, E. O., Bassler, R. S.: A classification of the toothlike fossils, conodonts, with descriptions of American Devonian and Mississipian species. Proc. U.S. Nat. Mus. *68*, 1–63 (1926).

Vangerow, E.-F.: Mikropaläontologie für jedermann. Bestimmung und Bearbeitung von Kleinfossilien. Franckh'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1981.

Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie, Teil 2: Wirbel- oder Schädeltiere. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2003.

Wissing, E. N., Hering, E.: Arbeitstechniken der Mikropaläontologie. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart 1999.

Ziegler, W., Weddige, K.: Zur Biologie, Taxonomie und Chronologie der Conodonten. Pal. Zeitschrift *73*, 1–38, Stuttgart 1999.

Verfasser: Gerhard Göke, Am Widey 7, D-58095 Hagen

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

Beispiele zum Megagametophyten der Ranunculaceen (Hahnenfußgewächse)

Rainer Roeser

Im Folgenden wird an drei Vertretern der Ranunculaceen (Hahnenfußgewächse) der Bau des voll entwickelten Embryosackes aufgezeigt. Vorangestellt sind Begriffserläuterungen zum Generationswechsel bei den Bedecktsamern.

Um den Begriff Megagametophyt verständlich zu machen, bedarf es einiger Ausführungen.
Allgemein wird unter Gamet eine haploide Zelle verstanden, die aus einer diploiden Zelle nach Meiose aus den Meiosporen gebildet wird und der sexuellen Fortpflanzung durch Verschmelzung mit einem anderen Gameten dient.

Generationswechsel

Im einfachsten Falle, so bei einigen Grünalgen, verschmelzen zwei gleichartige Gameten zur Zygote. Wir sprechen dann von Isogamie und unterscheiden dabei noch eine morphologische Isogamie, wenn die Gameten nur äußerlich gleich, aber genetisch oder physiologisch different sind.
Sobald sich eine Differenz sichtbar äußert, zum Beispiel im mikroskopischen Bild, sprechen wir von Anisogamie. Im Allgemeinen wird es von Vorteil sein, wenn einer der Gameten klein und beweglich – wir bezeichnen ihn dann als Mikrogameten – und der andere groß und unbeweglich ist. Letzteren bezeichnen wir dann als Makrogameten. Diese Art der Anisogamie, bei der Mikrogamet und Makrogamet zur Zygote verschmelzen, liegt bei allen vielzelligen Tieren vor. Der meist begeißelte Mikrogamet wird als Spermium bezeichnet, der Makrogamet als Eizelle (Oozyt).
Auf den ersten Blick erscheint uns die Tierwelt komplizierter als die Pflanzenwelt. Sowohl bei den biochemischen Leistungen wie auch bei der Sexualität auf der zellulären Ebene übertrifft die Flora jedoch bei weitem die Vielfalt der Fauna. Insbesondere bei den Gefäßpflanzen, aber auch bei einigen Algen entsteht nach der Meiose aus den Meiosporen zunächst ein vielzelliges, haploides Gebilde, das sich bei den Moosen und Farnen zu einer selbständigen, völlig anders gestalteten Pflanze entwickelt und dann erst Mikro- beziehungsweise Makrogameten erzeugt. Deren Verschmelzung führt wieder zu einer sich diploid entwickelnden Pflanze. Pflanzen wechseln also von einer diploiden zu einer haploiden Generation. Zwischen der Meiose und der Gametenbildung ist eine haploide Generation eingeschaltet, die bei den Farnen wegen der flächigen algenartigen Wachstumsform als Prothallium bezeichnet wird. Das Prothallium erzeugt erst nach einigen Wachstums- und Entwicklungsschritten die Gameten. Einen vergleichbaren Generationswechsel von einem haploiden zu einem diploiden Individuum gibt es bei den Tieren nicht.
Soweit diese haploiden Pflanzen eingeschlechtig sind, liefern sie entweder nur Mikrogameten (Spermien) oder Makrogameten (Eizellen) und werden dementsprechend als Mikrogametophyt oder Megagametophyt bezeichnet, wobei -phyt hier als -pflanze übersetzt werden kann. Die Eizellen liegen bei den Moosen und Farnen vielfach in besonderen flaschenförmigen Organen, den Archegonien, an der Oberfläche des Prothalliums. Die Archegonien münden über einen Hals ins Freie, so dass die Eizellen über ihn von Spermien, die begeißelt beweglich sind und bei feuchtem Wetter ihr Ziel erreichen, befruchtet werden können. Die Eizelle liegt also im Inneren des Archegoniums, im Hals folgen

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

nach außen die Bauchkanalzellen und die Halskanalzellen. Diese topologischen Angaben sind bei Homologieversuchen zu den Samenpflanzen von Bedeutung.
Auch bei den Blütenpflanzen erfolgt ein solcher Generationswechsel. Allerdings beginnt die Zellvermehrung beider Gametophyten bereits auf der Mutterpflanze. Bei den männlichen Gametophyten, den Pollen, können noch ein oder zwei Zellteilungen nach der Pollenausstreuung erfolgen, nämlich bei der Keimung und der Pollenschlauchbildung auf der Narbe der zu befruchtenden Blüte. Der Megagametophyt (der innere Teil der Samenanlage) verbleibt dagegen bis zur Befruchtung auf der diploiden Mutterpflanze und erzeugt nach der Befruchtung einen diploiden Samen, der ausgestreut wieder eine diploide Pflanze liefert. Der Generationswechsel wurde in der Evolution auf eine weitgehend verborgen bleibende haploide Generation reduziert, die im weiblichen Geschlecht auf der Mutterpflanze lebt und ihr die Nährstoffe für das Wachstum entzieht.
Bei den Blütenpflanzen entsteht in allen Fällen ein besonderer, meist achtkerniger Megagametophyt, der sich so übereinstimmend typisch in allen Formenkreisen entwickelt, dass an der engen Verwandtschaft der Blütenpflanzen untereinander und an einer gemeinsamen Wurzel kein Zweifel möglich ist. Dies ist eine der besten Stützen für die Annahme, dass die Blütenpflanzen in ihrer Gesamtheit monophyletisch entstanden sind. Wir finden unter den lebenden Nacktsamern nichts Vergleichbares, und auch Fossilien als Bindeglied mit diesen Eigentümlichkeiten sind bis heute nicht nachweisbar gewesen.

Allgemeines zur Entwicklung des Embryosackes bei den Ranunculaceen

Bei den Hahnenfußgewächsen sind noch viele ursprüngliche Merkmale von hypothetischen Vorfahren, die etwa vor 200 Millionen Jahren lebten, festzustellen. Die Entwicklung des Megagametophyten folgt dem Normalfall. Als Ergebnis entsteht dabei in dem diploiden Gewebe des Fruchknotens durch Meiose einiger durch besondere Lage ausgezeichneter Zellen eine haploide Zelle, die weitere Teilungen eingeht.
Das entstehende achtkernige Gebilde kann mit dem Prothallium homologisiert werden (Abb. 1). In der deutschen Literatur wird dieser Megagametophyt auch als Embryosack bezeichnet. Er hat über einen engen Kanal (Mikropyle) im diploiden Gewebe Verbindung nach außen. Am mikropylaren Pol liegt die Eizelle, die Megaspore, die von zwei Hilfszellen, den Synergiden, umgeben ist. In der Mitte liegen zwei Zellkerne, die miteinander zum sekundären Endospermkern verschmelzen, der in diesem Normalfall also wieder diploid wird. Am gegenüberliegenden Pol, von dem aus die Ernährung des Megagametophyten und des späteren Samens erfolgt, liegen drei Zellen, die Antipoden, die bei den Hahnenfußgewächsen ganz sicher eine wichtige Vermittlerrolle bei der Ernährung spielen, bei anderen Pflanzen aber häufig rudimentär verfallen. Wir können zwar die Synergiden mit den Bauchkanalzellen vergleichen, Homologieversuche zu den Nacktsamern und Farnen fallen jedoch im Detail trotz der zweifellosen evolutionären Verbindung schwer.

Wie erfolgen die Kernteilungsschritte bis zum achtkernigen Embryosack beim Normalfall?

Die Meiosporenmutterzelle liefert nach der Meiose vier haploide Zellen, von denen drei zerfallen. Der Kern der verbleibenden Zelle teilt sich. Der Tochterkern, welcher der Mikropyle zugewandt ist, teilt sich noch zweimal und liefert dabei die Synergiden, die Eizelle und einen primären Endospermkern. Der am chalazalen Pol liegende Tochterkern teilt sich ebenfalls zweimal und liefert die Antipoden und den zweiten primären Endospermkern.
Bei allen Blütenpflanzen liefert der Pollen einen Pollenschlauch aus einer oder mehreren vegetativen Zellen, in dem zwei generative Zellen mitwandern. Sobald der Pollenschlauch den Megagametophyten erreicht, dringen die generativen Zellen in diesen ein. Ein Kern verschmilzt unter Mitwirkung der Synergiden (griechisch Helferinnen) mit der Eizelle zur diploiden Zygote, der andere mit dem sekundären Endospermkern zu einem triploiden Kern. Aus der Zygote entwickelt sich anschließend über geordnete Zellteilungen der Keimling. Auch der Endospermkern teilt sich wiederholt und liefert (z.T. ohne Zellwandbildung – nucelläres Endosperm) ein Ernährungs- und Vorratsgewebe, das vor allem bei der späteren Samenkeimung eine wichtige Bedeutung für die Ernährung des

Keimes bis zur autarken diploiden Pflanze besitzt. Für diese für die Blütenpflanzen so charakteristischen Vorgänge sind keine fossilen Bindeglieder bekannt. Der Ursprung der Blütenpflanzen, sicherlich eine brennende Frage der Evolutionsgeschichte, wäre geklärt, wenn Fossilien mit vergleichbaren Eigentümlichkeiten gefunden würden; bei der Hinfälligkeit dieser Teile kein einfaches Unterfangen. Wir sind über die Entstehung der Landpflanzen im Devon besser unterrichtet als über den späteren Schritt zur Bildung der Blütenpflanzen, die seit dem späten Jura das Erscheinungsbild der Natur so entscheidend dominiert haben.

Das Fruchtblatt als Hüllorgan der Samenanlagen

Die beschriebenen Vorgänge sind recht kompliziert und weder hier noch im Lehrbuch einfach verständlich zu beschreiben. Da der äußere Einschluss des Megagametophyten durch Griffel und Narbe, durch Integumente und Nucellus sowie die Versorgung über Chalaza und Funiculus nicht minder kompliziert ist, ist es sicherlich weniger ermüdend, wenn die weitere Beschreibung sich aus den Erläuterungen zu den mikroskopischen Bildern ergibt.

Freie Fruchtblätter gelten als ursprüngliches Merkmal. Während der weiteren Stammesentwicklung der Bedecktsamer ist es vielfach zu Verwachsungen der Fruchtblätter (Karpelle) untereinander gekommen. Wir können dies auch bei den Hahnenfußgewächsen am Beispiel von *Nigella*, der Jungfer im Grünen, erkennen. Drei Fruchtblätter sind – ausgenommen die Spitzenabschnitte – untereinander verwachsen. Als weitere Eigentümlichkeit bei *Nigella* können wir beobachten, dass sich das Fruchtblatt während der Samenreifung aufspaltet (Abb. 2): Die innere Epidermis umhüllt die Samenanlagen, der äußere Teil des Fruchtblattes reißt ab, unter ballonartiger Aufblähung der untereinander verbunden bleibenden äußeren Fruchtblätter entsteht ein Hohlraum. Erst bei Vertrocknung der Pflanze wird dieses große, gegen Fressfeinde schützende Gebilde zerfallen. Die Samenausstreuung beginnt.
Das Übersichtsbild (Abb. 3) zeigt den Schnitt durch den Fruchtknoten eines Hahnenfußgewächses mit nicht verwachsenem Fruchtknoten. Wir können diese Abbildung unschwer mit dem Querschnitt durch ein zusammengerolltes Blatt vergleichen und finden auch vergleichbare Gewebe und Zellen wie die innere und äußere Epidermis, Leitbündel, Spaltöffnungen und assimilierende Zellen. An den Rändern ist dies

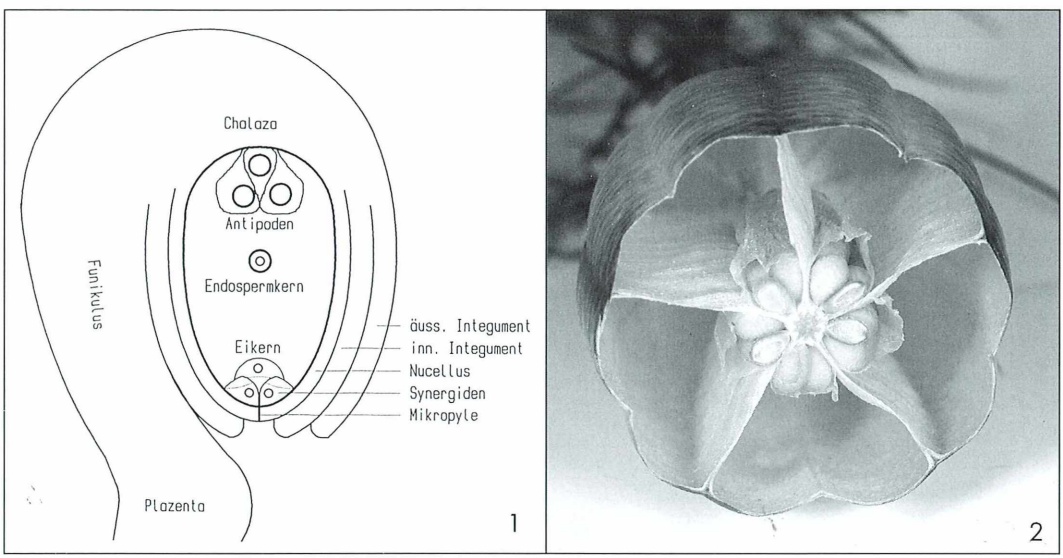


Abb. 1: Schema einer anatropen Samenanlage und Bezeichnung der Teile. – Abb. 2: *Nigella*, Makroaufnahme des eröffneten Fruchtknotens. Das Fruchtblatt bildet eine Doppelhülle, die durch Aufspaltung entstanden ist.

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

Merkmale beschränken. Gerade die letzten Jahrzehnte haben neue Erkenntnisse gebracht. Es ist aus Konsensgründen trotzdem vernünftig, als natürliche Systematik das gelten zu lassen, was anerkannte Spezialisten wie Tachtadzjan (1973) bei den höheren Pflanzen in mühsamer Forschungsarbeit zusammengetragen haben. Denn sonst entstände statt eines einzigen, teilweise fraglichen eine ausufernde unüberschaubare Vielzahl von Systemen.
Aus dem Blütenbau lässt sich bei den bedecktsamigen Pflanzen am ehesten die natürliche Verwandtschaft der Arten ablesen. Auch Details der Samenanlagen sind dafür geeignet.

Geometrie der Samenanlage

Auf dem Fruchtblatt finden wir als Ursprung vielfach eine Plazentaregion, aus der an einem Stiel, dem Funikulus, die Samenanlagen entstehen (Abb. 3–5). Der haploide Embryosack selbst ist dabei von einem diploiden Hüllgewebe, dem Nucellus, umgeben, der an der Basis in ein der Nährstoffversorgung dienendes Gewebe, die Chalaza, übergeht. Aus dem Fruchtblatt verläuft durch den Funikulus das versorgende Gefäß bis zum chalazalen Pol (Abb. 4). In unterschiedlicher Höhe entspringen je nach Pflanzenart ein oder zwei, im Querschnitt blattartig erscheinende Hüllen, die Integumente. Unter dem Stereomikroskop wirken sie in vielen Fällen eher wie ringartige Umwallungen. Wenn wir sie als Blätter deuten, müssten wir wieder den Fruchtknoten als Verwachsungsprodukt eines Achsenorgans mit dem Tragblatt ansehen. Bei *Aconitum* finden wir zwei Integumente. Das innere ist dabei stark mit dem Funikulus verwachsen und daher undeutlich im Querschnitt abgesetzt. Bei *Delphinum* gibt es nur ein Fruchtblatt. *Nigella* zeigt deutlich zwei Integumente (Abb. 14). Das innere erscheint im Querschnitt doppelt und dünn und lässt eine Öffnung zur Mikropyle frei. Das äußere ist nur auf der dem Funikulus abgewandten Seite geschnitten und durch viel Mesenchym (Zwischengewebe zwischen den Epidermen) dick ausgebildet.
Die Samenanlage kann in Richtung des Funikulus fortgesetzt sein oder wie hier um 180 Grad gekrümmt verlaufen. Wegen der systematischen Bedeutung gibt es dafür einige komplizierte Namen (hier anatrop), die aber für ein grundsätzliches biologisches Verständnis der Samenbildung weniger bedeutsam sind. Ebenso gibt es für die Verwachsung der Fruchtblätter untereinander eine Typologie, mit der wir uns bei den Hahnenfußgewächsen nicht zu beschäftigen brauchen.

Die mikroskopische Technik für diese Untersuchungen

Nichts an Pflanzen ist so mühsam zu erforschen wie die Feinheiten des Fruchtknotenbaues und insbesondere die Entwicklung des Embryosackes. Bei den Hahnenfußgewächsen ist zwar bereits mit Handschnitten einiges zu erreichen. Wir gewinnen aber stets nur eine Momentaufnahme. Eine geschlossene Übersicht über die Teilschritte nähme sicherlich für eine Pflanzenart Wochen in Anspruch. Wir schulden den Wissenschaftlern Dank, die in mühsamer Arbeit in Jahrzehnten die Vorgänge entschlüsselt und meist richtig gedeutet haben.
Wie mühsam das war, zeigt auch das Paradebeispiel für die Embryosackentwicklung, die Gattung *Lilium*. Lange nachdem alles erforscht schien, musste die Literatur umgeschrieben werden, weil man einen besonderen Zwischenschritt, der fundamental vom Normaltypus abwich, nicht richtig gedeutet hatte.
Wichtig ist die Wahl der richtigen Schnittdicke. Der Embryosack hat Querausdehnungen von häufig mehr als 100 Mikrometern. Wir müssen aber dünner schneiden, damit das Gewebe des Nucellus nicht das Innere des Embryosackes verdeckt. Bei den hier beschriebenen Hahnenfußgewächsen wären 30 bis 50 µm für Handschnitte optimal. Wir haben dabei nur eine geringe Wahrscheinlichkeit, dass dieser Schnitt den Embryosack mittig trifft und alle Kerne gleichzeitig zeigt. Selbst wenn dies gelingt, werden wir nicht alle Kerne in der gleichen Tiefenschärfenebene antreffen. Wegen der geringeren Materialverdrängung ist hier das Schneiden mit der Rasierklinge zu bevorzugen. Ist die Rasierklinge nicht besonders scharf oder die Schnittführung ungünstig, wird das Gewebe des Embryosackes ganz oder teilweise herausgerissen, selbst wenn der Fruchtknoten vorher in Alkohol gehärtet wurde. Man muss daher alle Schnitte bei Lupenvergrößerung untersuchen und unbrauchbare verwerfen. Gelingt dann aber ein Schnitt, wird man für alle Mühen durch einen Blick in ein Geheimnis der ersten Entwicklungsschritte eines zukünftigen Orga-

nismus belohnt – auch dann, wenn man nur die bei den Hahnenfußgewächsen riesigen und an der Chalaza gut verankerten Antipoden findet. Man muss ausprobieren, ob man besser fixiertes oder unfixiertes Gewebe schneidet. Die Rasierklinge ist zu befeuchten. Geschnitten wird der Fruchtknoten im Regelfalle quer, weil dann die Samenanlagen – auf Grund ihrer Anordnung im Fruchtknoten – meist längs geschnitten werden.

Fixiert wird mit frisch bereitetem Alkohol-Eisessig (5 Teile : 1 Teil); es genügt 96%iger Brennspiritus. Gefärbt wird mit Hämalaun nach Mayer, das man am besten selbst bereitet. Entwässert wird mit Äthanol oder Isopropanol, wobei sich ein Schlussschritt mit n-Butanol empfiehlt. Die Aufhellung erfolgt mit Terpineol wegen dessen geringer Wasserempfindlichkeit. Von dort aus kann ein Einschluss in Kunstharz erfolgen. Für die Beobachtung und Lagerung über einige Tage ist das nicht erforderlich.

Für feinere Untersuchungen wird in Paraffin eingebettet. Dabei bewährt sich am Ende der Alkoholreihe die Zwischenschaltung von n-Butanol. Wegen der geringen Paraffinlöslichkeit gehe ich aber entgegen Literaturempfehlungen über eine Xylol- und Xylolparaffinstufe 1:1, bevor ich über zweifach gewechseltes Paraffin mit Schmelzpunkt 52 °C bei 56 °C einbette. Die Stufen über Xylol und Paraffin müssen schnell durchgeführt werden, damit das Material nicht unnötig härtet. Bei den hohen Temperaturen des Paraffins genügen fast immer wenige Stunden für die Durchdringung eines einzelnen Fruchtknotens. Dabei liefert das Transparentwerden in Xylol einen guten Anhalt für die erforderliche Zeitdauer. Damit es nicht zu Zerreißungen kommt, müssen lufthaltige Fruchtknoten unbedingt vor der Fixierung vorsichtig im Wasserstrahlvakuum entlüftet werden. Bei einer gelungenen Einbettung mit dieser Methodik über Butanol/Xylol merkt man beim Anschneiden des Blockes keinen zusätzlichen Widerstand, wenn Pflanzengewebe getroffen wird.

Der Paraffinblock gestattet Handschnitte oder Schnitte auf dem Handmikrotom. Serien lassen sich nur auf dem Grundschlittenmikrotom oder besser noch auf einem Minotmikrotom gewinnen. Auf dem Grundschlittenmikrotom hat man wegen der Einrolltendenz Schwierigkeiten, dicker als etwa 20 µm zu schneiden. Eine Schnittdicke von 20 µm ist meist optimal. Größere Schnittdicken zur Erfassung von Kernen in anderen Ebenen bringen beim Fotografieren keine Vorteile, weil die Tiefenschärfe dies verhindert. Man kann genauso gut zwei aufeinander folgende Schnitte über die Digitalfotografie zu einem Bild vereinigen. Diese Stapelmethode ist auch wissenschaftlich korrekt, wenn bei den Abbildungen darauf hingewiesen wird, und unterscheidet sich vorteilhaft von einem zu dicken Schnitt, bei dem ebenfalls wegen der Tiefenschärfenproblematik digital zusammengesetzt werden muss. Man braucht also nicht wie früher bei der Analogfotografie auf den Glücksfall hoffen, dass alle Kerne in einer Bildebene liegen. Dies ist insbesondere bei den Synergiden eher das Bild einer Anomalie. Durch Literaturbilder sollte man sich nicht täuschen lassen. Alle Kerne in einer Ebene haben Seltenheitswert.

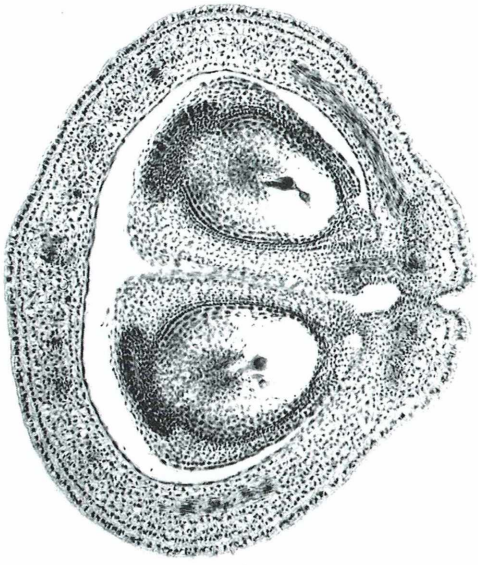
Die Kernverhältnisse des Embryosackes von Aconitum (Eisenhut)

Bei *Aconitum* erfolgte die Untersuchung in Paraffintechnik. Bereits Abbildung 3 zeigt im Inneren der Samenanlagen den durch Vakuolisierung hohl erscheinenden Embryosack. Die Antipoden sind aufgrund der großen Zellkerne deutlich zu erkennen. In einem Fall ist auch der sekundäre Endospermkern zu erkennen, im anderen wegen der Kleinheit nur undeutlich der Eikern mit den Synergiden am mikropylaren Pol (Abb. 4).

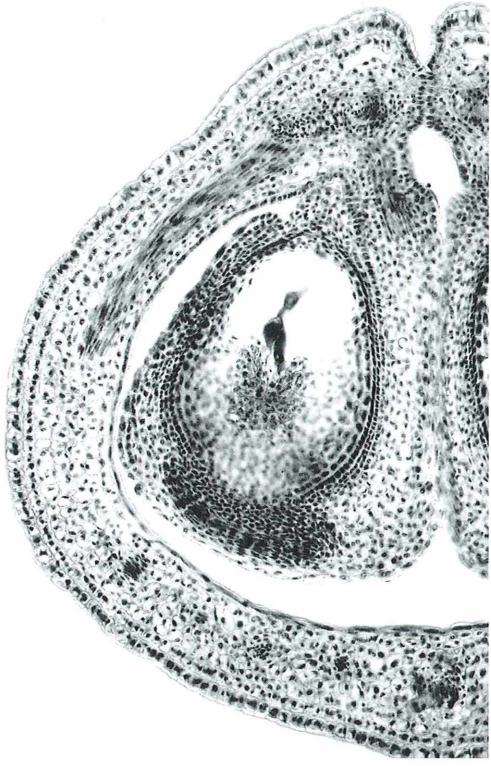
Es ist ein außerordentlicher Glücksfall, wenn wie in Abbildung 5 alle Kerne mit Ausnahme eines Synergidenkernes gleichzeitig getroffen wurden. Die Abbildungen 6 und 7 zeigen dies vergrößert. Dem mikropylaren Pol zugewandt liegt die Eizelle mit einer Synergidenzelle. In der Synergidenzelle fällt mikropylar das angefärbte, bei starker Vergrößerung eine faserige Struktur zeigende Plasma auf. Zum Inneren des Embryosackes schließt die Zelle mit einer Vakuole ab. Die Zelle ist zu den Nachbarzellen undeutlich membranös abgegrenzt. Die Synergide grenzt an die Eizelle an. Da der Zellkern haploid ist, zeigt er wesentlich weniger Anfärbung als die den Embryosack umgebenden Zellen des Nucellus und der Integumente.

In allen Zellkernen des Embryosackes fallen dagegen die intensiv gefärbten und großen Nukleoli (Kernkörperchen) auf, ein Zeichen für die Vorbereitung auf starke Stoffwechselaktivität durch Versorgung mit Ribonukleinsäuren.

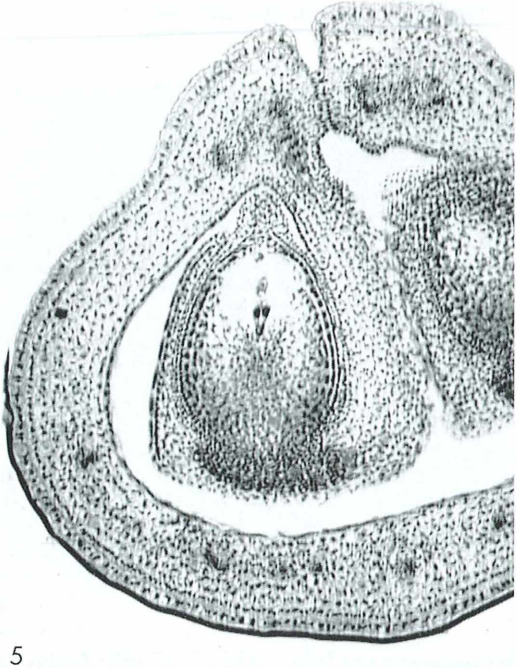
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/



3



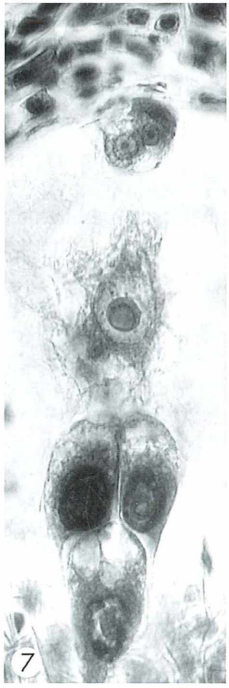
4



5



6



7

blattartige Gebilde verwachsen. Nahe der Verwachsung entspringen in das Innere des Hohlraumes hinein die Samenanlagen. Da die Samen durch die Fruchtblätter vollständig eingeschlossen werden, handelt es sich bei den Hahnenfußgewächsen wie bei praktisch allen heute existierenden Blütenpflanzen um Bedecktsamer (Angiospermen). Diese Gruppierung ist äußerst zweckmäßig gewählt und hat darüber hinaus den Vorteil, dass sie eine zweifelsfrei monophyletische Kategorie (in der Evolution gibt es nur eine gemeinsame Wurzel für die systematische Gruppe) über ein einfaches Merkmal beschreibt.

Ursprung der Blütenteile aus Blättern

Wir können bei den Hahnenfußgewächsen weitere ursprüngliche Baueigentümlichkeiten der Blüten erkennen. Die Staubblätter sind zahlreich und entspringen der Achse oft in spiralförmiger Anordnung. Es gibt Übergänge zwischen Kelch- und Blütenblättern sowie Blütenblättern und Staubblättern. Noch deutlicher treten diese Erscheinungen bei den Magnoliengewächsen auf. Hier folgen spiralförmig und übergangsweise alle Blütenorgane aufeinander. Selbst die Karpelle sind spiralförmig angeordnet. Man hat daher früher keine Zweifel an der Blattnatur aller Blütenteile gehabt. Ferner erschien es als sicher, dass die holzigen Magnoliengewächse am Ursprung der Bedecktsamer stehen und die Hahnenfußgewächse eine daraus entstandene krautige Entwicklungslinie darstellen, aus deren Ursprung sich sowohl die einkeimblättrigen Pflanzen wie auch andere Linien, wie die rosenartigen Gewächse, gebildet haben. Nicht gut in dieses Bild passten die nelkenartigen Gewächse, bei denen die Samenanlagen frei auf einer zentralen Achse stehen und von einer äußeren Hülle untereinander verwachsener Fruchtblätter umschlossen werden. Zwar lässt sich auch dieses Bild durch die Annahme einer Positionsverschiebung deuten, und selbst die Beobachtungen bei *Nigella* zeigen, wie schnell es zu einem äußerlich ähnlichen, in der Individualentwicklung (Ontogenie) jedoch nicht vergleichbarem Ergebnis kommt.

Man kann andererseits annehmen, dass sowohl die Samenanlagen wie auch Staubgefäße ursprünglich Achsenorgane waren, die mit ihren Stängeln aus der Achsel der Tragblätter, der Hauptachse zugewandt, entsprangen. Diese Achsenorgane verwuchsen dann mit den Tragblättern. Die Fruchtblätter umhüllten dabei auch noch das Achsenorgan der Samenanlage. Wir finden vergleichsweise bei den Farnpflanzen – gruppenweise verschieden – sowohl Sporenbildung an separaten Achsen (Königsfarn) wie auch an der Unterseite der Blätter (Adlerfarn).

In der Vergangenheit gab es zur Frage des Ursprunges der Blütenteile, ob Blattorgan oder Achsenorgan, wissenschaftliche Lehrrichtungen, die mit Euanthientheorie und Pseudanthientheorie bezeichnet wurden. Sobald wir die dogmatische Differenzierung der Begriffe Achse und Blatt auflockern und diese Teile wegen der inneren Übereinstimungen als verwandt betrachten, erweisen sich beide Theorien als vereinbar. Wir können ferner bestätigen, dass die Magnoliengewächse und die Hahnenfußgewächse im Blütenbau besonders viele ursprüngliche Merkmale haben, und dass die Nelkengewächse früh von gemeinsamen Vorfahren abzweigten.

Nie dürfen wir dabei übersehen, dass es lebende Fossilien eigentlich nicht gibt, sondern dass alle Organismen seit einer Abzweigung gleich viel Zeit für Veränderungen hatten. Die Zahl der Generationen und die Zahl der Umweltveränderungen eine Linie betreffend sind dabei ebenso Einflussgrößen wie die konservative Tendenz eines Teiles des Genoms. Ein anderer Teil des Genoms kann durchaus eigendynamisch Veränderungen durchlaufen. So finden wir bei den Hahnenfußgewächsen neben den ursprünglichen Blütenmerkmalen eine hohe Anpassungsfähigkeit an verschiedene Standorte. Wenn wir von lebenden Fossilien reden, müssen wir dies immer auf die zutreffenden

Abb. 3–7: *Aconitum*. – Abb. 3: Fruchtknoten quer mit zwei Samenanlagen. Vergr. 40fach. – Abb. 4: Ausschnitt Abbildung 3 mit Antipoden und Endospermkern im Embryosack, Leitbündelanastomosen im Fruchtblatt. Vergr. 100fach. – Abb. 5: Günstig geschnittener Megagametophyt. Nucellus und Integumente grenzen lückenlos aneinander. Vergr. 80fach. – Abb. 6 und 7: Stark vergrößerte Ausschnitte aus Abbildung 5 zur Verdeutlichung der Kernverhältnisse. Bis auf eine Synergide sind alle Zellen getroffen. Vergr. 250/450fach.

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

In der Mitte durch Plasmabrücken mit dem Eikern und den Antipoden verbunden liegt der diploide Embryosackkern. Im Inneren dieses transparenten Kernes liegt der sehr große Nukleolus mit schaliger, tief gefärbter Wandung. Auch das Plasma um den Zellkern ist intensiv gefärbt. Da mit einem basischen Farbstoff gefärbt wurde, dürfen wir annehmen, dass neben dem Chromatin t-RNA, Ribosomen und m-RNA in großen Mengen vorliegen und dargestellt werden. Wenn wir einen Handschnitt mit Acridinorange anfärben und unter dem Fluoreszenzmikroskop betrachten, können wir dies an Hand der differenzierten farblichen Darstellung von einsträngigen und doppelsträngigen Nukleinsäuren bestätigen. Da aus dem Endospermkern später das vielkernige Endosperm als Ernährungsgewebe für den Embryo in sehr schneller Teilungsfolge entsteht, sind die oben genannten RNA-Depots notwendig. Bisweilen finden wir im sekundären Endospermkern entsprechend der Verschmelzung aus zwei Kernen noch zwei Nukleoli.

Abbildung 7 zeigt die Kernverhältnisse deutlich. Zwecks besserer Darstellung in einer Ebene wurde dabei der dem chalazalen Pol anliegende Zellkern aus einem zweiten Digitalbild kopiert und eine gewisse Unnatürlichkeit in Kauf genommen. Die drei Antipoden besitzen riesige Zellkerne. Wir erkennen unschwer, dass sie hochgradig polyploid sind, und können bei hoher Vergrößerung auch undeutlich mehrsträngige Teilbereiche im Chromatin ausmachen. Es kann sich dabei um partielle Polytänie handeln. Auch Nukleolus und Plasma färben sich intensiv an. Die Antipoden wachsen mit Zellfortsätzen (Haustorien) in das chalazale Gewebe ein. Sie erhalten von dort Nährstoffe und wandeln sie in für das Endosperm und den Embryo verwertbare Substanzen um. Über die dabei ablaufenden biochemischen Prozesse ist in den Lehrbüchern nichts zu finden. Von den Nachbarzellen und untereinander sind die Antipoden membranös abgegrenzt. Abbildung 7 zeigt die Antipoden und den Endospermkern aus Abbildung 5 in hoher Vergrößerung. Wir erkennen in Anordnung und Ausbildung Unterschiede zu Abbildung 4. Tatsächlich sind diese Momentbilder nur ein Ausschnitt aus einem dynamischen Prozess mit wechselnden Lageanordnungen und biochemischen sowie genetischen Aktivitäten. Oft finden wir auch, dass der Endospermkern den Antipoden fest anliegt (Abb. 16).

Die Kernverhältnisse des Embryosackes von Delphinum (Rittersporn)

Die folgenden Bilder zeigen die ganz ähnlich ablaufenden Prozesse bei *Delphinum* im Handschnittverfahren. Den praktischen und methodischen Vorteilen des Handschnittes steht die schlechtere optische Erkennbarkeit gegenüber. Abbildung 8 zeigt den Eikern, den diploiden Endospermkern und den Antipodenkomplex. Abbildung 9 zeigt das Gleiche, allerdings liegen noch zwei haploide Endospermkerne kurz vor der Verschmelzung vor. In diesem Präparat sind die Synergiden wegen Verdeckung durch den Nucellus fotografisch nur undeutlich darstellbar. Abbildung 10 zeigt die drei Antipoden stark vergrößert. Die hier erkennbaren großen Vakuolen entsprechen einem frühen Entwicklungsstand. Ganz schwierig ist es, die Synergiden und den Eikern gleichzeitig in einer Ebene für fotografische Wiedergaben zu finden. Abbildung 11 zeigt nur verschwommen und deshalb nachkonturiert, wie sie oberhalb der Vakuole der Eizelle anliegen. Bisweilen werden wir bei Handschnitten auch die Verschmelzung der Spermakerne mit Eizelle und Endospermkern erkennen. Ein Foto hiervon gelang bei dieser Untersuchung nicht. Leichter ist es, die folgenden Schritte – die Entwicklung des Endosperms und des Embryos – darzustellen. Abbildung 12 zeigt ein frühes Stadium der Embryoentwicklung. Was visuell durch Drehen der Mikrometerschraube dreidimensional gut verfolgbar ist, lässt sich allerdings als Foto nicht vergleichbar zur Darstellung bringen.

Abbildung 13 zeigt eine fluoreszenzmikroskopische Aufnahme nach Anfärbung mit Acridinorange. Die Antipoden und die Abgrenzung des Nucellus sind gut zu erkennen.

Das einzige Integument ist weitgehend röhrig verwachsen. Die visuelle Untersuchung von Fluoreszenzbildern liefert hier weitere und bessere Aufschlüsse.

Die Kernverhältnisse des Embryosackes von Nigella (Jungfer im Grünen)

Die folgenden Bilder zeigen die Verhältnisse bei *Nigella* an Hand von Paraffinschnitten (Abb. 14–22). Vom Prinzip her ist gegenüber den besprochenen Vertretern der Ranunculaceen nichts Neues zu berichten. Abbildung 15

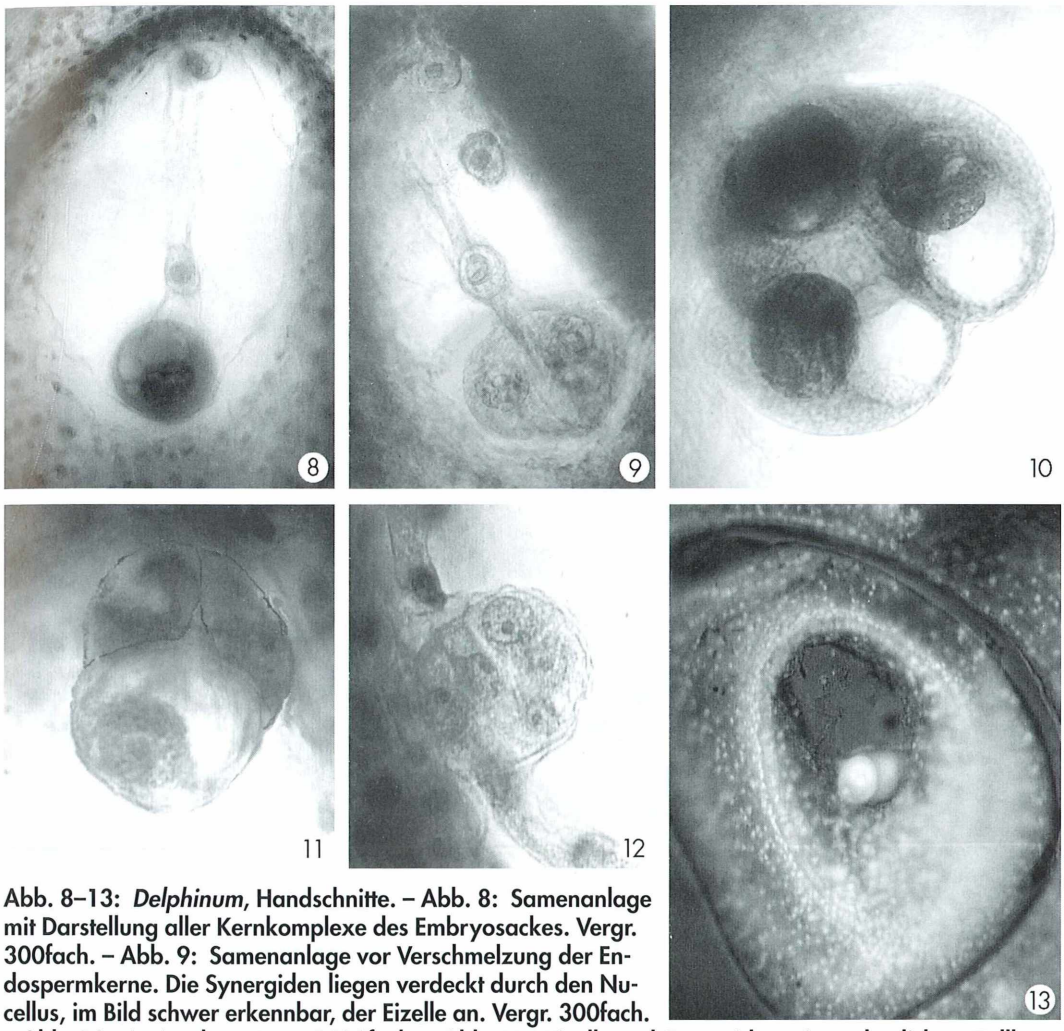


Abb. 8–13: *Delphinum*, Handschnitte. – Abb. 8: Samenanlage mit Darstellung aller Kernkomplexe des Embryosackes. Vergr. 300fach. – Abb. 9: Samenanlage vor Verschmelzung der Endospermkerne. Die Synergiden liegen verdeckt durch den Nucellus, im Bild schwer erkennbar, der Eizelle an. Vergr. 300fach. – Abb. 10: Antipoden. Vergr. 1000fach. – Abb. 11: Eizelle und Synergiden mit verdeutlichten Zellkonturen. Vergr. 500fach. – Abb. 12: Frühes Embryonalstadium. Vergr. 400fach. – Abb. 13: Fluoreszenzmikroskopische Aufnahme mit Antipoden und röhrig verwachsenem Integument. Vergr. 100fach.

zeigt sehr deutlich die Synergiden und den Eikern. Auch hier ist ein Vergleich zwischen der Stärke der Kernfärbung dieser drei haploiden Zellen zu den umgebenden diploiden Zellen des Nucellus interessant. Ferner fällt die starke Nukleolusfärbung auf. Abbildung 16 zeigt deutlich die membranöse Abgrenzung der Antipodenzellen zum Inneren des Embryosackes und die Verbindung zum Endospermkern.

Wir können durch eine Schnittserie die Kernverhältnisse auch gut mit Querschnitten durch den Embryosack statt des üblichen Längsschnittes darstellen. Am mikropylaren Pol treffen wir zuerst auf die eng aneinander grenzenden Synergiden, die in Abbildung 17 mit Einstellung auf die Zellkerne fotografiert wurden. In dieser Schnittebene erscheint das Plasma fibrillär. Die Vakuole der Eizelle grenzt seitlich an die Synergiden an. Die Abgrenzung der Eizelle zu dem Nucellus ist fotografisch nur undeutlich darstellbar. Abbildung 18 zeigt die Vakuolen der Synergiden, die stets in Richtung des Embryosackzentrums zeigen.

Abbildung 19 zeigt die Eizelle mit dem Eikern in einem schmalen Cytoplasmasaum und einer großen Vakuole. Wir erkennen, dass die Eizelle

...ser GmbH. Alle Rechte vorbehalten. http://www...er.de/

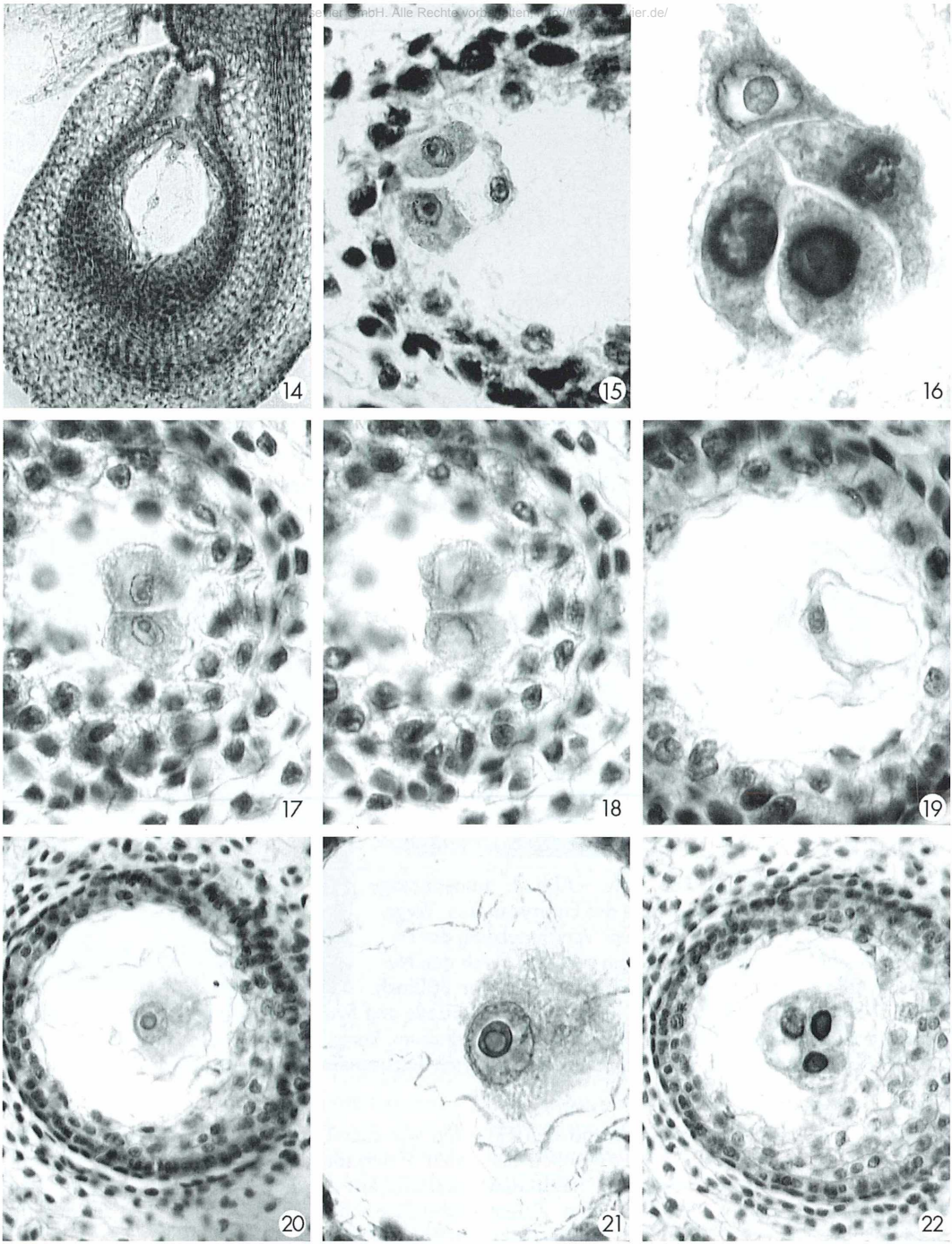


Abb. 14–22: *Nigella*. – **Abb. 14–16:** Samenanlage längs. – **Abb. 14:** Mit erkennbaren Integumenten, alle Kerne des Embryosackes geschnitten. Vergr. 80fach. – **Abb. 15:** Synergiden-Eizellkomplex. Vergr. 400fach. – **Abb. 16:** Antipoden-Endospermkomplex. Vergr. 800fach. – **Abb. 17–22:** Samenanlage quer. – **Abb. 17:** Synergidenkerne. Vergr. 400fach. – **Abb. 18:** Synergidenvakuolen. Vergr. 400fach. – **Abb. 19:** Eizelle mit Vakuole und Kern. Vergr. 400fach. – **Abb. 20:** Endospermkern. Vergr. 400fach. – **Abb. 21:** Vergrößerter Ausschnitt aus Bild 20. Vergr. 800fach. – **Abb. 22:** Antipoden mit Kernen und Vakuolen. Vergr. 400fach.

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

einseitig dem Nucellus anliegt. Die größere Oberfläche ist dem Embryosack beziehungsweise den Synergiden zugewandt. Es scheint, als reiche die Eizelle mit ihrem vakuolären Pol an den Synergiden vorbei bis fast zur Mikropyle. Bei der Befruchtung tritt der Spermakern jedoch nach unseren heutigen Kenntnissen zunächst in eine der beiden Synergiden ein. Schneiden wir etwas tiefer, treffen wir auf den sekundären Endospermkern (Abb. 20). Sehr schön sind die Kernstrukturen bei stärkerer Vergrößerung in Abbildung 21 zu erkennen. Noch tiefer geschnitten folgen die drei Antipoden (Abb. 22). Wir können bei folgenden Schnittebenen die haustorialen Fortsätze erkennen.

Die hier dargestellten Bilder zeigen einen überwiegend statischen Zustand, den ausgebildeten unbefruchteten Embryosack. Hierfür sind die Ranunculaceen gut geeignet wegen der leichten Zugänglichkeit des Materials und der sicheren Anfärbbarkeit der mittelgroßen Zellkerne. Die Deutung der Bilder ist nur einfach, wenn man vom aktuellen Forschungsstand ausgeht.

Für erste Untersuchungen sind die Liliaceen, insbesondere die Gattung *Lilium*, wesentlich besser geeignet. Hierüber wurde im MIKROKOSMOS wiederholt berichtet. An *Lilium* lassen sich auch sehr gut die Entwicklungsphasen bis zum Achtkernstadium verfolgen. Trotzdem gab es gerade bei diesem einfach zu verarbeitenden Objekt lange Zeit Missdeutungen.

Literaturhinweise

Braune, W., Leman, A., Taubert, H.: Praktikum zur Morphologie und Entwicklungsgeschichte der Pflanzen. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1976.

Johansen, D. A.: Plant Microtechnique. McGraw-Hill Book Company, New York 1940.

Krauter, D.: Pollenmutterzellen der Lilie während der ersten Reifeteilung. Mikrokosmos *66*, 83–85 (1977).

Roeser, R.: Entwicklung des Embryosacks bei der Lilie. Mikrokosmos *78*, 204–213 (1989).

Strasburger, E., Noll. F., Schenck, H., Schimper, A. F. W.: Lehrbuch der Botanik. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1971.

Streble, H.: Bilder aus dem Fruchtknoten der Lilie. Mikrokosmos *50*, 12–21 (1961).

Tachtadzjan, A.: Evolution und Ausbreitung der Blütenpflanzen. G. Fischer Verlag, Stuttgart 1973.

Verfasser: Dr. Rainer Roeser, Marienstr. 4, D-52388 Nörvenich

Nachricht

13. Mikroskopier-Treffen auf dem Wohldenberg

Auch für das nächste Treffen 2005 lädt Karl Brügmann als Veranstalter und Organisator wieder alle interessierten Mikroskopiker für die Zeit vom 25. April 2005 bis zum 1. Mai 2005 herzlich ein.

Der Schwerpunkt des Treffens liegt auf der Herstellung von histologischen Präparaten von botanischen und tierischen/menschlichen Geweben, wobei selbst Schnitte angefertigt werden und verschiedene Mehrfachfärbungen zur Anwendung kommen. Über eine Videoanlage am Mikroskop können die hergestellten Präparate gemeinsam diskutiert und beurteilt werden. Zum festen Bestandteil des Programms gehört auch das Herstellen eines schönen Gesteinsdünnschliffs.

Eine fachbezogene Besichtigungsfahrt ist ebenfalls vorgesehen. Die Abende werden mit Diavorträgen, Diskussionen oder weiteren praktischen Arbeiten ausgefüllt. Ferner besteht die Möglichkeit, an einem Abend mikroskopische Geräte und Zubehörteile zu tauschen.

Ein eigenes Mikroskop ist möglichst mitzubringen.

Wann: 25.04.2005, 12.00 Uhr
bis 01.05.2005, 11.00 Uhr.

Wo: Haus Wohldenberg, D-31188 Holle, Autobahn A7 Ausfahrt Derneburg → Holle → Sillium → Wohldenberg. Die nächste Bahnstation ist Derneburg, von dort mit Taxi (ca. 5 km).

Die Übernachtungen mit Vollpension kosten 240 bis 290 Euro pro Person.

Da die Teilnehmerzahl auf maximal 25 begrenzt ist, sollten die Anmeldungen möglichst frühzeitig, spätestens bis Anfang März 2005, vorgenommen werden bei:
Karl Brügmann,
Woltmannweg 3,
D-30559 Hannover,
Tel.: 05 11/81 33 33.

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

Ouramoeba botulicauda, Leidys Amöbe mit Appendix – Eine von Amoebophilus simplex parasitierte Mayorella

Josef Brief

Ouramoeba botulicauda **(lateinisch: botulus = Wurst; cauda = Schwanz), so nannte Joseph Leidy vor 130 Jahren eigentlich recht treffend die Amöbe, über die ich hier berichten möchte. Sie fällt dem Betrachter sofort durch segmentierte, manchmal in der Tat ein wenig an *strings of sausages* (Leidy, 1879) erinnernde Anhänge (Appendices) auf. Doch handelt es sich nicht, wie zunächst vermutet, um eine eigene Amöbenart, sondern vielmehr um eine pilzinfizierte Amöbe, wohl aus der Gattung *Mayorella*.**

Bei meiner ersten Beobachtung einer *Amoeba botulicauda* hatte ich bei oberflächlichem Hinsehen zunächst den Eindruck, es handele sich um eine *Mayorella* beim Phagozytieren einer Fadenalge oder Pilzhyphe. Doch stattdessen schleppte die Amöbe die vermeintliche Alge hinter sich her wie ein am Uroid anhaftendes Stück Detritus. Erst als ich in weiteren Tropfen derselben Probe erneut Amöben, diesmal mit zwei und mehr hinterhergezogenen Anhängseln entdeckte, wurde ich aufmerksamer und begann genauer zu beobachten. Allem Anschein nach waren die Appendices ein Teil der Amöbe selbst. Es folgte der Versuch einer Artbestimmung, jedoch zunächst ohne Ergebnis. Weder in meiner allgemeinen Bestimmungsliteratur noch – zu meiner Überraschung – bei Page und Siemensma (1991) konnte ich eine zu diesen Amöben passende Beschreibung finden. So blieben meine Notizen über längere Zeit bei den Unterlagen mit Klärungsbedarf.

Literatur

Erst als ich ein halbes Jahr später im Rahmen eines Literaturstudiums zu *Biomyxa vagans* ein Werk aus dem Jahre 1879 über die Rhizopoden Nordamerikas (Leidy, 1879) las, erkannte ich unter den vielen von Joseph Leidy gezeichneten Amöben auch die hier beschriebene – vermeintliche – Art wieder (Abb. 1). Leidy nannte sie wegen der Form ihrer Appendices *Ouramoeba botulicauda*. Er beschreibt sie neben *Ouramoeba vorax*, einer ähnlich mit Appendices ausgestatteten Amöbe.

Jetzt, da ich endlich eine Artbezeichnung zu haben glaubte, machte ich mich in der moderneren Literatur und auch über das Internet erneut auf die Suche. Erstaunlicherweise fand ich nur eine weitere Literaturstelle, in der *A. botulicauda* als Amöbenart erwähnt wird, nämlich Josif Lepsis 1960 in Rumänien erschienenes Lehrbuch über Protozoen (Lepsi, 1960). Lepsi erwähnt darin in seiner Systematik unter Bezugnahme auf Leidy auch *Ouramoeba botulicauda* und ordnet sie unter Amoebidae – Amoebinae ein.

Derart wenig Literatur zu einer doch recht auffälligen Amöbe zu finden und insbesondere keine Erwähnung in dem Standardwerk von Page und Siemensma (1991), erschien mir merkwürdig. Ich beschloss, mich erneut auf die Suche nach weiteren Exemplaren zu machen und diese zu dokumentieren. Zusätzlich ging ich wegen der Ähnlichkeit der Appendices mit Hyphen eines Pilzmycels auf weitere Literatursuche in der noch vagen Vermutung, es könne sich um ebensolche handeln.

Fundort

Die hier gezeigten Amöben stammen aus verschiedenen Biotopen im Vordertaunus.

Ich fand die ersten Amöben gegen Ende des sehr heißen Sommers 2003 in einem damals zur Hälfte ausgetrockneten Weiher. Im folgenden Jahr wurde ich bei der gezielten Suche nach

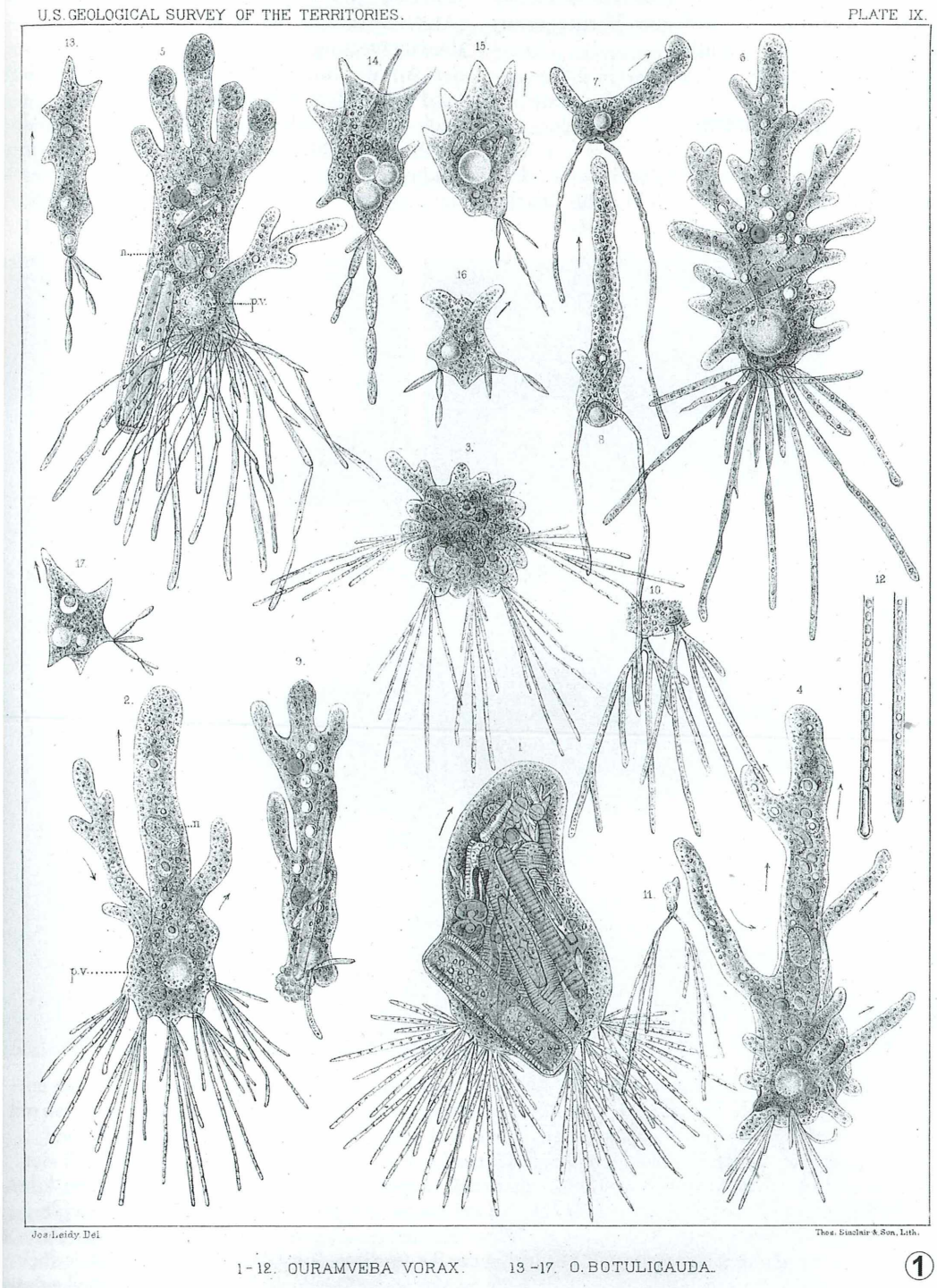


Abb. 1: Originaltafel IX aus Leidy (1879).

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

weiteren Exemplaren in Wasserproben aus einem sumpfigen, ebenfalls im Vordertaunus gelegenen Waldstück fündig.

Appendices als Blickfang

Beim der systematischen Durchsicht unter dem Lichtmikroskop fielen die nicht sehr großen Amöben sofort durch Ihre Appendices auf (Abb. 2–4). Die Anhängsel zeigten keinerlei Eigenbewegung, sie schienen nur passiv von der Amöbe hinterhergezogen zu werden. Ich fand Exemplare mit ein bis vier, teilweise sich auch verzweigenden Appendices, welche an die Fäden eines Pilzmycels erinnernd – oder, mit Leidys Worten, *resembling strings of sausages* – untergliedert waren. Die einzelnen Segmente –

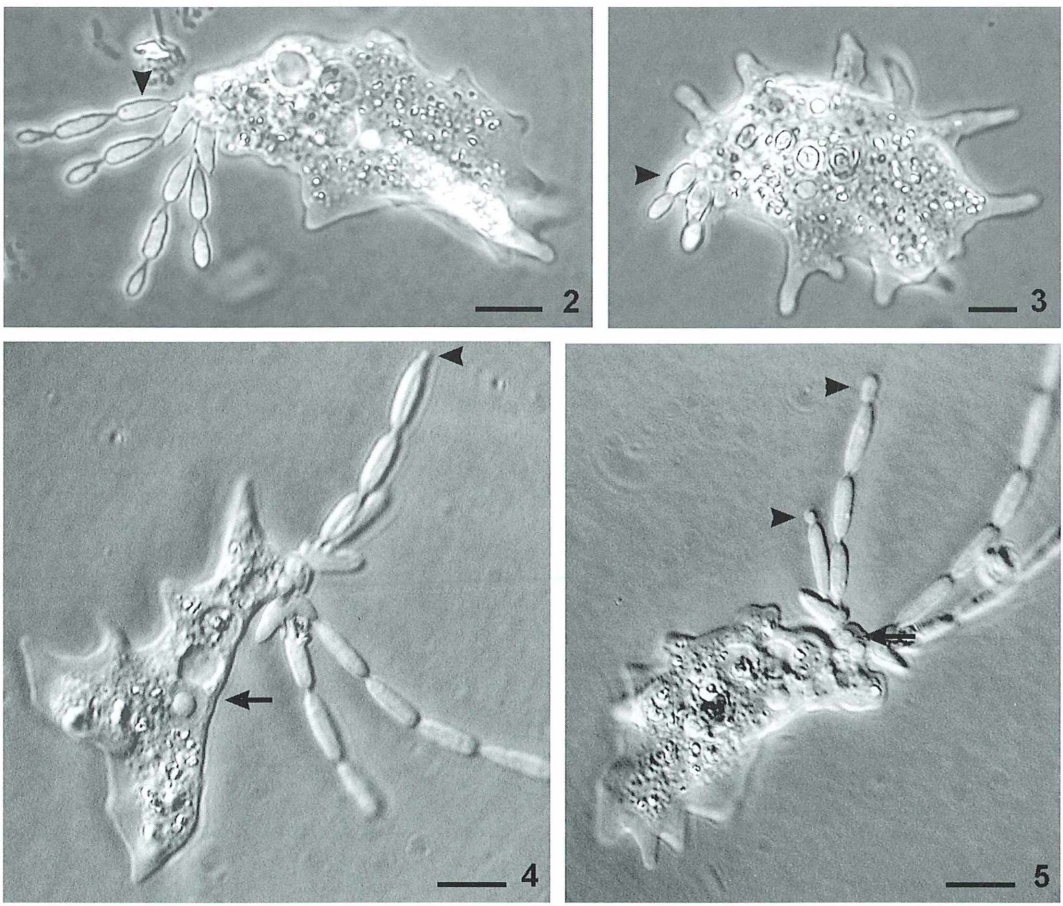
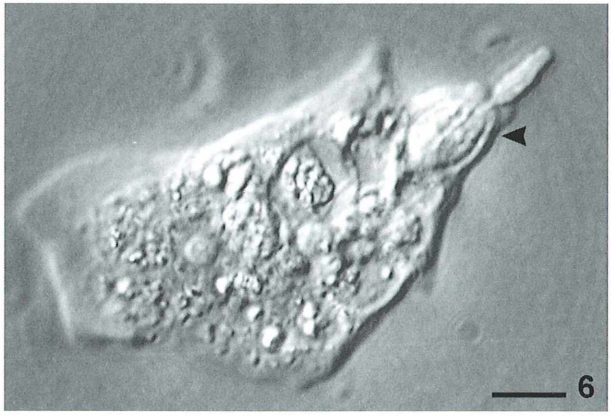


Abb. 2–5: Typische Exemplare mit unterschiedlichen Appendix- und Konidienformen. Maßbalken entsprechen 10 µm. – Abb. 2: Exemplar mit vier Appendices aus proximal spitz zulaufenden Konidien mit rauer Oberfläche (Pfeilkopf). Phasenkontrast. – Abb. 3: Exemplar mit zwei Appendices aus je zwei kürzeren, rundlich-ovalen Konidien (Pfeilkopf). Phasenkontrast. – Abb. 4: Weiteres Exemplar mit vier Appendices unterschiedlicher Länge und Konidienzahl. Langgestreckte Konidien. Gut erkennbare kontraktile Vakuole, Nahrungsvakuole sowie Zellkern mit deutlichem zentralen Nukleolus (Pfeil). Beginnendes Wachstum eines neuen Konidiums am bisher distalen Konidienende (Pfeilkopf). Ölimmersion, modifizierter Phasenkontrast. – Abb. 5: Wachstum der Appendices. Das Exemplar aus Abb. 4, jedoch eine Stunde später. Deutlich erkennbares Wachsen zweier neuer Segmente (Pfeilköpfe). Der Pfeil zeigt auf zwei runde, etwa 3 µm große Haustorien. Maßbalken 10 µm, Ölimmersion, modifizierter Phasenkontrast.

Konidien, wie ich später erfahren sollte – waren von ovaler bis zylindrisch gestreckter Form (Abb. 2–4). Ihre Länge betrug 6 bis 12 µm bei einem Durchmesser von circa 2–3 µm. Der Vergleich der Abbildungen 4 und 5 zeigt das Längenwachstum der Appendices durch Aussprießen neuer Segmente (Konidien) am distalen Ende des bis dahin letzten Teiles. Abbildung 5 zeigt dasselbe Exemplar wie Abbildung 4, nachdem etwa eine Stunde vergangen ist. Die gesamte Appendixlänge hing natürlich von der Segmentzahl ab. Der längste von mir vermessene war etwa 70 µm lang und bestand aus fünf Konidien.

Die Oberfläche der Segmente wirkte bei hoher Vergrößerung rau (Abb. 2, 6 und 7).

Ebenfalls bei höherer Vergrößerung und vorsichtigem Durchfokussieren konnte man ein rundes, gelegentlich birnenförmiges, erstes, den Appendix in der Amöbe verankerndes Element erkennen, ein Haustorium. Dieses war im Anfangsstadium der Infektion birnenförmig bis oval und maß circa 9 × 5 µm bis 9 × 7 µm (Abb. 6–8). Im weiteren Verlauf schrumpfte es zu runder Gestalt von 3 µm Durchmesser (Abb. 3–5). Diese Veränderung in Form und Größe der Haustorien fand ich in keiner der später erwähnten Veröffentlichungen beschrieben, doch erscheint mir in dieser Hinsicht insbesondere Abbildung 8 mit einer fortgeschrittenen, längeren Konidienkette sowie einer zweiten frischen Infektionsstelle recht eindeutig.



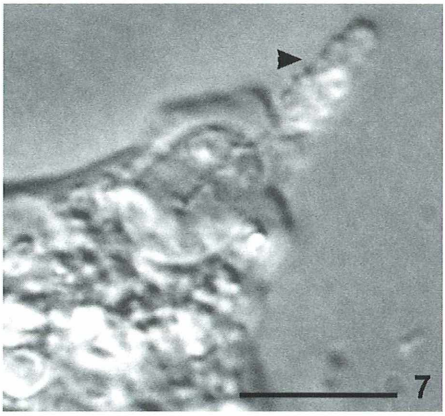


Abb. 6 und 7: Exemplar in frühem Infektionsstadium. Maßbalken 10 µm, Ölimmersion, modifizierter Phasenkontrast. – Abb. 6: Gut erkennbares frisches, noch größeres (9 × 7 µm) Haustorium (Pfeilkopf). – Abb. 7: Teilansicht mit Haustorium bei noch höherer Vergrößerung. Hier wird auch die raue Oberfläche des ersten Konidiums erkennbar (Pfeilkopf).

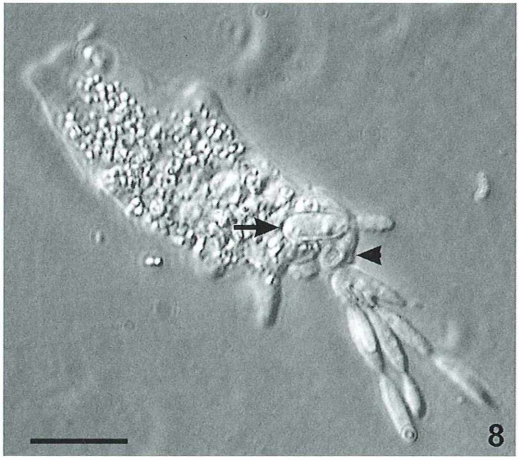


Abb. 8: Amöbe mit zwei verschieden alten Appendices. Längere, fortgeschrittenere, verästelte Konidienkette mit kleinem, rundem Haustorium (Pfeilkopf) sowie frischere Infektionsstelle mit bisher nur einem Konidium und noch größerem Haustorium (Pfeil). Maßbalken 10 µm, Ölimmersion, modifizierter Phasenkontrast.

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

Die Appendices wirkten in sich versteift, eine Bewegung war nur passiv unter Mitrotation des Haustoriums in der Amöbe möglich, nicht jedoch an den isthmusförmigen Verbindungen zwischen den Segmenten. Beim Vorliegen mehrerer Appendices entstanden diese durch laterale Verzweigung aus Segmenten eines einzelnen Appendix (Abb. 2, 4, 5 und 8) oder durch getrennte Verankerung der einzelnen Ketten in separaten Haustorien (Abb. 3, 5 und 8).
Die Form des Amöbenkörpers selbst ähnelte am ehesten einer *Mayorella*-Art, eine Ähnlichkeit mit *Amoeba proteus*, wie Leidy sie für *Ouramoeba vorax* beschrieb, konnte ich nicht feststellen. Ohne die Appendices maßen die Tiere in Lokomotionsform circa 60 × 20 µm, ausgebreitet etwa 50 × 50 µm. Die Pseudopodien waren oft kurz und konisch, seltener beobachtete ich auch Dactylopodien (fingerförmige, hyaline, ungegabelte Pseudopodien). Hyalo- und Granuloplasma waren deutlich getrennt; im Granuloplasma waren Kristalleinschlüsse erkennbar. Die Amöben wiesen regelmäßig zwei bis drei kontraktile Vakuolen auf. Bei der Entleerung der Vakuolen wurden diese vorübergehend durch ein hyaloplasmatisches Areal ersetzt, wie für die Gattung *Mayorella* beschrieben wird (Page und Siemensma, 1991). Der solitäre, bläschenförmige Zellkern hatte einen Durchmesser von 8 µm, der deutliche zentrale Nukleolus maß 4 µm (Abb. 4). Gelegentlich fand ich Reste phagozytierter Diatomeen in Nahrungsvakuolen.
Insgesamt erinnerten mich Aussehen, Bewegung, Pseudopodien und Zellkern immer wieder sehr an eine *Mayorella* und ich glaube, dass es sich auch um eine solche handelt.

Zur Genese des Appendix

Neben der ursprünglichen Annahme, dass es sich bei den Appendices einfach um besondere Organellen dieser Amöbenart mit unklarer Funktion handelt, ging ich wegen der Ähnlichkeit der Appendices mit Hyphen eines Pilzmycels auch der Vermutung nach, dass es sich um die Folge eines parasitären Pilzbefalls handeln könne. Dank der umfangreichen Suchmöglichkeiten des Internet stieß ich dabei auf George Barrons Seite über Pilze und den von ihm beschriebenen *Amoebophilus simplex* (Barron, 1983, sowie www.uoguelph.ca/~gbarron). Dieser machte mich auch auf eine weitere Veröffentlichung von Charles Drechsler aufmerksam (Drechsler, 1959) in welcher neben *Amoebophilus* auch andere auf und in Amöben parasitierende Pilze beschrieben werden.
Weiterhin erschloss mir die Durchsicht bisher erschienener Artikel im MIKROKOSMOS zu diesem Thema, welche sich dank des jetzt als Datei erhältlichen MIKROKOSMOS-Gesamtregisters sehr leicht gestaltet, eine weitere Veröffentlichung über den Pilzbefall von Amöben durch *Amoebophilus* (Larsen, 1992).
Offensichtlich handelt es sich bei Leidys *Ouramoeba botulicauda* und *O. vorax* nicht um eigene Amöbenarten, sondern vielmehr um Amöben, welche mit einem Pilz der Gattung *Amoebophilus* infiziert sind. Bei den Appendices handelt es sich, wie schon in der obigen Beschreibung erwähnt, um einfache oder verzweigte Ketten von Konidien, bei den verankernden Elementen um Haustorien.

Der parasitäre Zyklus

In ihren Veröffentlichungen beschreiben Barron und Drechsler ausführlich den parasitischen Zyklus (Barron, 1983; Drechsler, 1959). Zunächst heftet sich ein Konidium an die Wirtsoberfläche, worauf ein feiner Schlauch die Plasmamembran penetriert und ein Haustorium in der Zelle produziert. Aus dem distalen, freien Ende des infizierenden Konidiums sprießen daraufhin kettenförmig sukzessive weitere Generationen von Konidien (Abb. 4 und 5). Die zunächst wenig beeinträchtigt scheinenden Amöben gehen nach einigen Tagen an den Folgen des vermehrten Ressourcenverbrauches zugrunde. Auch eine sexuelle Fortpflanzung auf den Wirtsamöben wird beschrieben. Dabei entwickeln sich Progametangien aus Konidien verschiedener, benachbarter Ketten, konjugieren und lassen eine Zygospore entstehen.

Resümee

Bisher wurden vier auf Amöben parasitierende *Amoebophilus*-Arten beschrieben, welche sich unter anderem durch die Zahl und Länge ihrer Konidien unterscheiden:
A. sicyosporus (4–24 µm), *A. dangeardii* (19 bis 30 µm), *A. penardii* (50 µm) sowie *A. simplex* (8–10 µm).

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

Nach den Maßen der Konidien zu urteilen, handelt es sich bei dem hier beobachteten Pilz um *Amoebophilus sicyosporus* oder *A. simplex*. Drechsler (1959) zählte bei *A. sicyosporus* meist zwei, maximal aber drei Konidien je Kette, die hier gezeigten Exemplare weisen jedoch eine Kettenlänge von bis zu fünf Konidien auf, ähnlich wie Leidys Zeichnungen seiner *Ouramoeba botulicauda* und Barrons Fotos des von ihm beschriebenen *A. simplex*. Ich vermute daher zusammenfassend, dass es sich bei den hier gezeigten Amöben um mit *Amoebophilus simplex* infizierte Exemplare der Gattung *Mayorella* handelt.

Dank

I would like to thank Prof. G. L. Barron, Dept. of Environmental Biology, University of Guelph, Canada, for his kind support. Auch möchte ich Herrn Ernst Hippe an dieser Stelle für die Beschaffung des Artikels von Herrn Larsen danken.

Literaturhinweise

Barron, G. L.: A new *Amoebophilus* (Zygomycetes) ectoparasitic on amoebae. Can. J. Bot. *61*, 3091–3094 (1983).

Drechsler, Ch.: Several Zoopagaceae subsisting on a nematode and on some terricolous amoebae. Mycologia *51*, 787–823 (1959).

Larsen, H. F.: *Amoebophilus* – Ein Pilz befällt Amöben. Mikrokosmos *81*, 36–38 (1992).

Leidy, J.: Freshwater rhizopods of North America. In: US geological survey of the territories, vol. XII. Government Printing Office, Washington 1879.

Lepsi, J.: Protozoa – Vol. 1: Rhizopoda – Fasc. 2: Euamoebidea, S. 152. In: Fauna Republicii Populare Romine, Editura Academiei Republicii Populare Romine, 1960.

Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoea. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna, Band 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.

Verfasser: Dr. Dr. Josef Brief, Tituscorso 2–4, D-60439 Frankfurt am Main, e-mail: drdrbrief@yahoo.com

Kurze Mitteilung

Risse in der Kutikula der Sojabohne

Die Samen der Sojabohne *(Glycine max)* sind hartschalig wie viele Samen anderer Leguminosen (Fabales, Hülsenfrüchtler) auch. Dies ist zwar für die Langlebigkeit der Samen vorteilhaft, ist aber eine unerwünschte Eigenschaft für die Nahrungsmittel-Industrie. Für die Aussaat müssen solche hartschaligen Schalen mechanisch angeritzt werden. Es ist bekannt, dass die verschiedenen Varietäten der Sojabohne sich unter anderem auch durch die Permeabilität der Samenschale für Wasser unterscheiden; sie besitzen also unterschiedliche Hartschaligkeit. Eine lichtmikroskopische Untersuchung erfolgte nach Inkubation der trockenen Samen für 1–30 Minuten in einer 0,01%igen Lösung von Cellofluor (Polysciences, USA) oder in Berberin-Hemi-Sulfat (Sigma, USA). Sodann werden von der Samenschale Schnitte gemacht. Im Licht- und Fluoreszenzmikroskop zeigten die Fluoreszenzfarbstoffe die Risse, Spalten und Sprünge in der etwa 0,2 µm dicken Kutikula über dem Palisadenparenchym der Samenschale.

In den permeablen Varietäten hat die Kutikula der Samen die Tendenz zu bröckeln; sie weist 1–5 µm breite und 20–200 µm lange Spalten, vor allem an der dorsalen Seite auf. Dies sind dann auch die Regionen, wo die Wasseraufnahme beginnt. Die Samen der impermeablen oder wenig permeablen Varietäten haben eine starke, harte Samenschale. In ihrer Kutikula fehlen die Risse und Sprünge.

Die Kutikula ist also der entscheidende Faktor für die Hartschaligkeit – und damit für die Wasserdurchlässigkeit der Samenhaut der Sojabohnen.

Literaturhinweis

Ma, F., Cholewa, E., Mohamed, T., Peterson, C. A., Gijzen M.: Cracks in the palisade cuticle of soybean seed coats correlate with their permeability to water. Annals of Botany *94*, 213–228 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Mikro-Ufo

Moostier kriecht wie eine Krake

Ernst Hippe

Moostiere (Bryozoa) sind im Salzwasser häufig und im Süßwasser nicht selten anzutreffen (Abb. 1). Sie bilden normalerweise Kolonien von mehreren bis sehr vielen Tieren. In einer Probe aus einem Wasserpflanzenbecken des Botanischen Gartens in Frankfurt/Main, abgekratzt von einer Seitenwand, fand sich ein Einzelexemplar. Sein Cystoid (Gehäuse) war sackförmig, farblos durchsichtig und etwa 500 µm lang. Die etwa 28 Tentakel waren maximal 400 µm lang und saßen auf einem hufeisenförmigen Träger (Lophophor). Somit gehörte die Art zur Ordnung der Phylactolaemata beziehungsweise Lophopoda – genauer konnte ich sie nicht bestimmen. Statoblasten (hartschalige Dauerkeime), welche die Bestimmung erleichtert hätten, waren nicht ausgebildet.

Das Tier lag ortsfest auf der Seite, gelegentlich auch aufgerichtet mit den Tentakeln nach oben. Mehrere Tage blieb das so, dann war es nicht mehr an seinem Ort. Ich fand es etwa 3 cm von diesem entfernt, aber nicht ortsfest, sondern in Bewegung. Die Tentakel wiesen nach unten und das Cystid frei nach oben. Dabei dienten die langsam bewegten Tentakel der Fortbewegung, was sehr an einen Kopffüßer erinnerte. Am folgenden Tag lag das Tier dann wieder ortsfest auf der Seite. Es verschwand schließlich aus dem Blickfeld, vielleicht an die Wand der Petrischale.

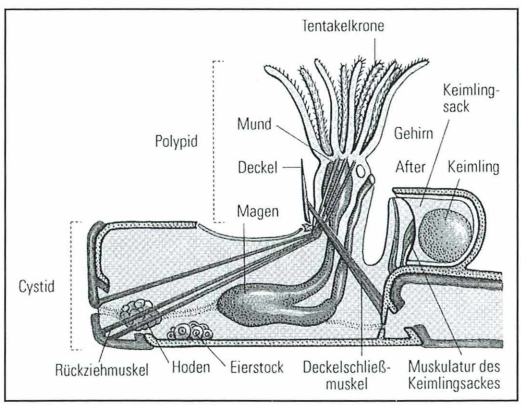


Abb. 1: Schema der Bryozoenorganisation (nach verschiedenen Autoren).

Ortsveränderungen wurden bei einigen Bryozoenarten beschrieben, aber in Form eines Gleitens auf der Basis als Kriechsohle, wozu ein dünnflüssiges Sekret ausgeschieden wird, das als Fixations- oder Gleitmittel dient (Wiebach, 1958). Von einer Ortsveränderung kopfunter auf den Tentakeln ist nicht die Rede, auch nicht bei Hoc (1963).

Auf der Suche nach der Artbezeichnung des beschriebenen Moostierchens dachte ich zuerst an *Plumatella repens*, wörtlich übersetzt Kriechendes Federchen. Dieser Artname wird in einem Buch über die lateinisch-griechischen Fachausdrücke (Werner, 1961) allerdings mit *am Boden liegend oder sich langsam ausbreitend* erklärt, also ohne Bezug auf die Ortsveränderung. Hoc (1963) nennt junge Kolonien von drei anderen Süßwassergattungen als ortsbeweglich. Ein Kriechen auf den Tentakeln fand ich jedoch nicht erwähnt, obwohl es sehr auffällig ist und die Funktionen der Tentakel sonst ausführlich erläutert werden.

Hat jemand so etwas schon beobachtet oder kennt eine Beschreibung in der Literatur?

Literaturhinweise

Hoc, S.: Die Moostiere. In: Die neue Brehm-Bücherei, A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1963.

Werner, C. F.: Wortelemente lateinisch-griechischer Fachausdrücke in den biologischen Wissenschaften, Akad. Verlagsanstalt Geest & Portig, Leipzig 1961.

Wiebach, F.: Bryozoa. In: Die Tierwelt Mitteleuropas. Verlag Quelle & Meyer, Leipzig 1958.

Verfasser: Ernst Hippe, Meisenstr. 10, D-63263 Neu-Isenburg

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

Nachricht

50 Jahre Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V.

Am ersten November-Wochenende 2004 beging die in Kommunen und Wissenschaft weithin bekannte Hydrographisch-biologische Arbeitsgemeinschaft BONITO e.V. ihren fünfzigsten Geburtstag. Das ist sicherlich für eine ehrenamtlich arbeitende Gruppe, Träger des Landesumweltpreises Mecklenburg-Vorpommerns 2001/2002, eine außerordentlich lange Schaffenszeit, die bei anderen in Umwelt und Natur forschenden Gruppen eher selten zu finden ist.

Die auch im MIKROKOSMOS vielfach durch ihre Autoren vertretene Arbeitsgemeinschaft BONITO lud ihre alten und neuen Mitarbeiter zur Feier ihres fünfzigsten Geburtstages traditionell in den Feldberger Stieglitzenkrug ein, diesmal allerdings nicht, um dort wieder eine ihrer vielen Jahrestagungen abzuhalten, sondern um im engeren Kreise, unter Mitgliedern und Gästen, diesen Tag würdig und fröhlich zu begehen.

Während Bürger der Gemeinde Feldberger Seenlandschaft und die Naturparkverwaltung der Einladung folgten, Geschenke überbrachten und anerkennende Worte für die BONITO's fanden und sich auch schriftlich äußerten, mussten leider die entsprechenden Vertreter von Gemeinde- und Kurverwaltung vermisst werden. Diese Tatsache wurde von den Festteilnehmern traurig vermerkt.

Nach dem zwanglosen Begrüßungsabend am Freitag begann am Samstag das eigentliche Programm mit einer Schiffsfahrt von Lychen aus durch die herbstlich wunderschöne Woblitz. Dabei war Zeit, sich einerseits zur Entstehung dieser Landschaft zu informieren, andererseits aber auch in Gesprächen zwischen ehemaligen und heutigen Mitarbeitern die Vergangenheit aufzuarbeiten. Am Nachmittag folgte ab 16 Uhr ein kleiner Sektempfang mit anschließender Kaffeetafel an der vom Stiegi-Team liebevoll hergerichteten Tafel.

Ab 17 Uhr stand der große Schulungsraum des Stieglitzenkruges zur Verfügung. Der Eröffnung und dem Arbeitsbericht durch den 1. Vorsitzenden, Herrn Dipl. Biol. Jörg Godenschweger, folgte das Gedenken an den kürzlich verstorbenen Mitstreiter der BONITO, Herrn Diplom Landwirt Paul Ziemann, der – so Dr. Weber im Nachruf – allein durch seine Wetterbeobachtungen und technischen Hilfen der BONITO stets eine große Stütze war.

Im Vortrag zur Historie der BONITO erinnerte der 2. Vorsitzende, Dipl. Biol. Wolfgang M. Richter, an ferne Zeiten, in denen bereits um 1943 einige, noch heute tätige Mitarbeiter der Gruppe erste Tauchversuche an der Pommerschen Ostseeküste machten und mit einem einfachen KOSMOS-Mikroskopierkasten in die Welt des Planktons einstiegen. Er streifte die Arbeitsphasen der dann 1954/55 gegründeten BONITO, das Tauchen und die folgende limnologische Arbeit in den klaren Gewässern der Feldberger Seenlandschaft, die neben den physikalischen und wasserchemischen Untersuchungen auch recht ausführliche mikroskopische Studien beinhaltet. Gerade diese komplexe limnologische Arbeit aber es, welche die Anwendung der Mikroskopie durch diese Laienforscher verlangte und ihre Arbeit so vom reinen Hobby zum nützlichen Bestandteil der Gewässerbeobachtung und -erforschung machte.

Es wurde im MIKROKOSMOS schon davon berichtet, dass diese Tätigkeit damals das Augenmerk der Verantwortlichen endlich auf die Feldberger Seenlandschaft lenken konnte, auf eine Landschaft, für die es leider eine Zeit gab, in der eine unverantwortliche Mehrfachnutzung starke Schäden bewirkte.

Die moderne Beamer-Technik nutzend wurde an diesem Nachmittag schließlich noch ausführlich in den Bildern des BONITO-Archivs gekramt. Dabei kamen die einzelnen Entwicklungsphasen, von der Taucherei über erste Seeuntersuchungen, der Konstruktion und dem Bau von Untersuchungsgeräten (inklusive Mikroskopen) sowie deren Einsatz und die Auswertung des Datenmaterials zur Darstellung. Auch die „Geburt einer *Leptodora*" (veröffentlicht 2001 von Kubsch und Richter, MIKROKOSMOS 90, 79) konnte denjenigen Gästen gezeigt werden, die den MIKROKOSMOS nicht einsehen.

Die Nachmittagsveranstaltung endete mit dem seit Jahrzehnten von den BONITO's gesungenen *Die Gedanken sind frei* ..., einem Lied, welches in schwerer Zeit immer wieder allen Mitstreitern Mut und Zuversicht gab.

Der Abend war abschließend dem Sturm aufs Buffet und einer recht lange währenden, fröhlichen Runde gewidmet. Bereits am Sonntag aber begann schon wieder die Arbeit der Gemeinschaft. Die Jahresversammlung war unter der Leitung von Herrn Dr. Georg Kubsch zu bewältigen, mit Arbeits- und Kassenbericht, mit Entlastung und Wahlen, mit vielen Wortmeldungen und den Plänen für die kommende Zeit.

Da sei den Berichterstattern der Wunsch gestattet, die BONITO möge noch recht lange ihre sich zwar wandelnde, für unsere Gesellschaft aber weiterhin überaus wichtige Arbeit verrichten können – unbeeinflusst und ehrenamtlich versteht sich!

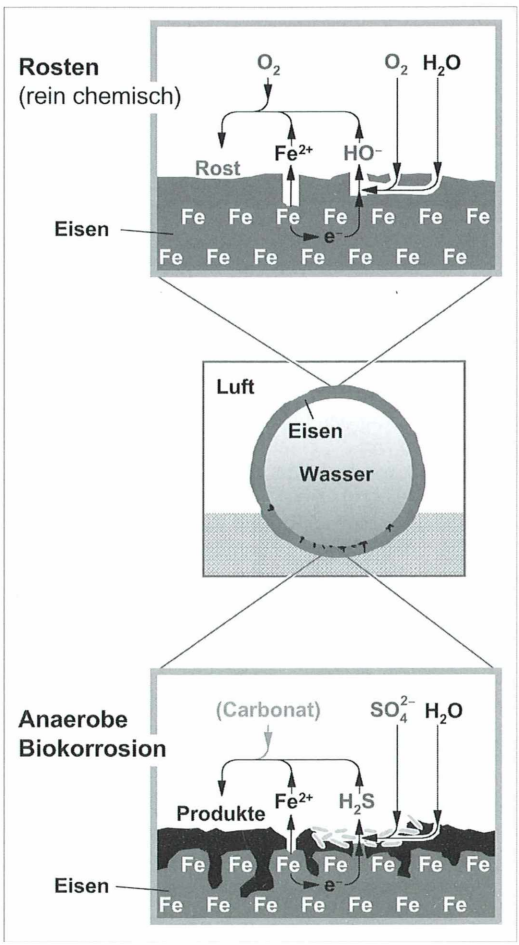
Susanne Goltz, Georg Kubsch und
Wolfgang M. Richter

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

Kurze Mitteilung

Eisenkorrosion durch Bakterien

Korrosion von Eisen (Rosten) ist ein wichtiges ökonomisches Problem. Das Rosten von Eisen als rein chemischer Vorgang (Abb. 1) geschieht unter Mitwirkung von Wasser, wobei das zweiwertige Eisen mit Sauerstoff reagiert und die bekannte braun-rote Rostschicht bildet. Die Korrosion unter Luftabschluss ist häufig gebunden an die Anwesenheit von Sulfat reduzierenden Bakterien, wie zum Beispiel *Desulfovibrio*, wobei das produzierte Hydrosulfit als korrosives Agens wirkt.



Eine Arbeitsgruppe unter Leitung von Professor Friedrich Widdel am Max-Planck-Institut für marine Mikrobiologie, in Zusammenarbeit mit dem Max-Planck-Institut für Eisenforschung in Düsseldorf und der Amtlichen Materialprüfungsanstalt in Bremen, hat sich der anaeroben Korrosion von Eisen gewidmet. Sie hat neue, korrosive Bakterienstämme entdeckt, die Eisen deutlich schneller als bisher bekannte Arten korrodieren, und die bisher offensichtlich übersehen worden sind (Abb. 2). Diese an die Eisenoberfläche angehefteten *Desulfovibrio*-Arten erhalten ihre Elektronen direkt vom metallischen Eisen (Abb. 1). Eine weitere neu entdeckte *Methanobacterium* ähnliche Art produziert Methan mit Eisen viel schneller als die bisher bekannten Mechanismen. Alles dies spricht dafür, dass die Bakterienzellen im engen Kontakt mit Eisen diesem direkt Elektronen entziehen. Der Umweg über den kathodischen Wasserstoff entfällt.

Abb. 1: Schematische Darstellung der Korrosion von Eisenoberflächen am Beispiel eines Eisen-Rohres (Mitte). Oben: Korrosion an der Luft, das bekannte Rosten. Die Elektronen des metallischen Eisens (Fe) reagieren mit Sauerstoff (O_2); unter Mitwirkung von Wasser (H_2O) entstehen Hydroxyl-Ionen (HO^-). Diese bilden mit dem freigesetzten zweiwertigen Eisen (Fe^{2+}) ein kompliziertes, wasserhaltiges Oxid des dreiwertigen Eisens: Die poröse, braunrote Schicht. Es handelt sich um einen chemischen Vorgang. Unten: Bakterieller Bio-Korrosionsmechanismus unter Ausschluss von Luft (anaerob). Die Sulfat reduzierenden Bakterien am Boden des Rohres spielen jetzt eine wichtige Rolle. Die Elektronen aus dem Eisen (e^-) dienen zur Reduktion von Sulfat (SO_4^{2-}) zu Schwefelwasserstoff (H_2S). Dieses liefert für die Bakterien die zum Wachstum benötigte Energie. Der Schwefelwasserstoff reagiert auch mit dem freigesetzten zweiwertigen Eisen zu einem schwarzen Produkt (Eisensulfid), das sich mit dem Karbonat aus dem Wasser vermischt und den krustigen Belag (siehe Abb. 3) bilden kann.

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

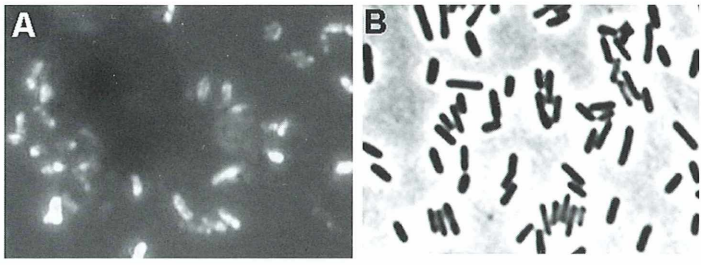


Abb. 2: Mikroskopische Aufnahmen der neuartigen, Sulfat reduzierenden Bakterien, die Eisen korrodieren. A Bakterienzellen von der korrodierenden Eisenoberfläche abgekratzt, chemisch fixiert und mit einer grün-fluoreszierenden DNA-Sonde unter dem Mikroskop zum Aufleuchten gebracht. B Dieselben Bakterien, jedoch im lebenden Zustand in einem künstlichen Medium. Der Durchmesser der stäbchenförmigen Bakterienzellen ist etwa 1,5 µm.

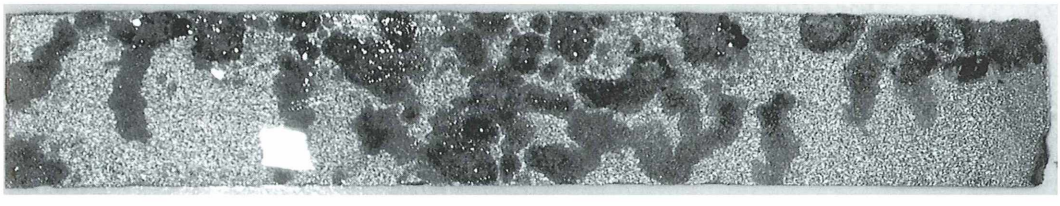


Abb. 3: Teststreifen aus Eisen, 2 cm breit, mit beginnendem Lochfraß durch die neu entdeckten Sulfat reduzierenden Bakterien. Zum besseren Sichtbarmachen wurden einige abgelagerte Krusten entfernt.

Die Auflösung des Eisens durch Mikroorganismen ist ein komplexer elektrochemischer Prozess, der sich als Lochfraß (Abb. 3) bemerkbar macht und kostspielige Schäden, zum Beispiel an Heizungsrohren und Pipelines, verursacht. Die neu entdeckten Bakterien dürften eine wichtige Rolle bei der biologischen Eisenzerstörung spielen. Diese korrosiven Arten sind aber schwierig zu isolieren.

Das Ausgangsexperiment für die Entdeckung der Bakterien bestand darin, dass man kleine Eisenstücke in Meeresschlamm in sauerstofffreie Flaschen gesteckt hat. Nach mehreren Wochen wurden die Bakterien, die auf dem allmählich dahinschwindenden Metall wuchsen, analysiert. Bei der Identifizierung wurden mikroskopische und molekularbiologische Methoden kombiniert. Bakterien sind ja bekanntlich wegen ihrer einfachen Zellformen schwierig voneinander zu unterscheiden.

Dank

Alle Abbildungen stellte dankenswerter Weise Herr Professor F. Widdel, Max-Planck-Institut für marine Mikrobiologie, Bremen, zur Verfügung.

Literaturhinweise

Dinh, H. T., Kuever, J., Mußmann, M., Hassel, A. W., Stratmann, M., Widell, F.: Iron corrosion by novel anaerobic microorganisms. Nature *427*, 829–832 (2004).

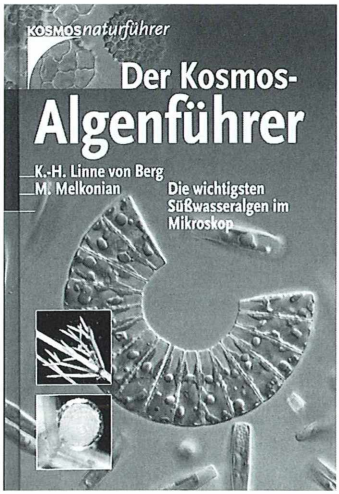
Max-Planck-Institut: Mikroben machen Eisen mürbe. Max-Planck-Forschung *1*, 8 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Buchbesprechung

Linne von Berg, K.-H., Melkonian, M.: Der Kosmos-Algenführer. Die wichtigsten Süßwasseralgen im Mikroskop. Franckh-Kosmos Verlags GmbH & Co. KG, Stuttgart 2004, 366 Seiten, 783 Farbfotos, 405 Farbzeichnungen im Text, € 34,90, ISBN 3-440-0919-6.



Vom Format, Umfang, Einband, der sorgfältigen Fadenheftung und sonstigen Ausstattung ist dieses neue Werk ein Bruder von *Das Leben im Wassertropfen* (Streble und Krauter, 2002) desselben Verlags. Beide ergänzen sich gut. Zur erklärten Zielgruppe des Buches gehören in erster Linie naturkundlich und ökologisch interessierte Laien wie Schüler, Studenten, Mikroskopiergruppen der Volkshochschulen, aber auch Personen, die beruflich mit Lebewesen in Gewässern zu tun haben.
Der einführende Teil (30 Seiten) behandelt die Definition der Algen, ihre Evolution, Ökologie und Bedeutung und den Stand der Forschung. Eigene Kapitel mit Ratschlägen für das Algensammeln und -kultivieren runden diesen Teil ab. Der Bestimmungsschlüssel (18 Seiten) mit 200 treffenden, in Gruppen gegliederten schematischen Typenzeichnungen führt in nur zwei Schritten zur Gattung. Farbcodes an den Seitenrändern unterstützen das Aufsuchen der Gruppen. Mit dem Schlüssel kommt man intuitiv und leichter zurecht als die zweieinhalb Seiten lange Anleitung befürchten lässt. Auf die Bestimmung bis zur Art wurde aus guten Gründen verzichtet, die Artenfülle ist zu gewaltig. Außerdem sind viele Artnamen und Zuordnungen immer noch „im Fluss" und unsicher. Das Ziel der Gattungsbestimmung ist angemessen für die angepeilte Zielgruppe.
Die Beschreibungen und Abbildungen der 150 wichtigsten Gattungen auf je einer Doppelseite sind der Hauptteil; links die standardisierte Beschreibung, die rasche Vergleiche ermöglicht; rechts die Bildseite mit mehreren Farbfotografien. Wertvolle Zusätze auf den Beschreibungsseiten sind Zeichnungen zur Fortpflanzung, Zellteilung, Variabilität und ähnlichen Gattungen. Dazu kommen auf den meisten Seiten insgesamt 109 Themenboxen mit weitergehenden Erläuterungen verschiedenster Art. Den Abschluss bilden eine systematische Liste der Gattungen; das Glossar mit 190 Stichwörtern; weiterführende Literatur mit 30 Buch- und 10 Zeitschriftentiteln; das sechsseitige Register.
Auch die zweite, intensive Durchsicht des Buches bestätigt den guten ersten Eindruck. Einige kleinere Verbesserungen im Design und Layout können die Handhabung in der nächsten Auflage noch vereinfachen.
Die Herstellung des angegebenen Nährmediums für Anreicherungskulturen ist selbst in einem Hochschullaboratorium keine einfache Prozedur. Ein zielgruppengerechteres Rezept könnte sicherlich eher zu eigenen Versuchen anregen. Auch die Farbfotos der Gattungsbeschreibungen führen zu der Frage, ob es zielgruppengerecht sein kann, ein Buch, das als Bestimmungsbuch dienen möchte, mit 783 Aufnahmen im differentiellen Interferenzkontrast (DIK) auszustatten. Auch wenn nicht wenige von ihnen als sehr gelungen und instruktiv gelten können, so ist man mit der ausschließlichen Verwendung dieses Verfahrens doch über das Ziel hinausgeschossen. Gerade für Anfänger, an die sich das Werk vornehmlich wendet, ist die Interpretation von DIK-Aufnahmen mit ihrer Pseudo-Schattenwirkung durch Unterschiede der optischen Dichte und Phasenverschiebungen meist eine regelrechte Barriere zum Verständnis der Anatomie. Außerdem ist es ein guter Grundsatz, die Objekte, wo immer es möglich ist, so zu zeigen, wie die Angehörigen der Zielgruppe sie selbst im Mikroskop sehen können, nämlich im normalen Hellfeld, für Bestimmungszwecke die am besten geeignete Beleuchtung. Auch Phasenkontrast und Dunkelfeld können manche wichtigen oder interessanten Details wesentlich besser darstellen als kontrastarme DIK-Aufnahmen. Diese Kritik ändert freilich nichts daran, dass der neue Algenführer ein nützliches Buch ist, das eine Lücke füllt und von Inhalt und Ausstattung her seinen Preis wert ist. Wo mit einem weniger aussagekräftigem DIK-Foto die Bestimmung schwierig ist, hilft ja dem Mikroskopiker der gewohnte Griff zum *Wassertropfen* (Streble und Krauter, 2002) weiter.
Wer sich mit einem einfachen Hellfeldmikroskop den Algen widmet, erlebt eine leuchtend-vielfarbige Welt, von der die mitunter trist wirkenden DIK-Fotos mit ihrem blaugraugrünen Einheitshintergrund wenig mitteilen. – Da bleibt also ein Wunsch für die nächsten Auflagen übrig, die man dem engagiert gemachten Buch, den Autoren und dem Verlag nur wünschen kann.

Klaus Henkel, Dachau
(Mikrobiologische Vereinigung München e.V.)

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

Kokkale Cyanobakterien in einem schwefelsauren Restsee der Lausitz

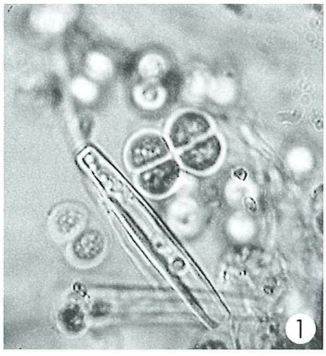
Wolfgang Jacob

Cyanobakterien, oft noch als Blaualgen bezeichnet, sind als erdgeschichtlich sehr alte Organismengruppe hervorragend an unterschiedliche Umweltbedingungen angepasst. Man findet sie in Wüsten, unter Steinen, auf kahlen Felsen und in heißen Quellen. Allerdings meiden sie meist saure Biotope.

Nur wenige Familien beziehungsweise Gattungen wie *Chroococcus*, neben *Synechococcus*, *Coelosphaerium* und *Capsosira*, sind nach Literaturangaben (Bittner, 1972) auch Bewohner saurer Moorgewässer. Für schwefelsaure Bergbaurestseen ist eigentlich nur ein einziger gut belegter Fund bekannt (Steinberg, 1998). In einem Restsee mit pH-Wert 2,8 wurden größere Mengen an filamentösen Cyanobakterien gefunden. Eigene, über zehn Jahre laufende Beobachtungen an mehreren Restseen mit pH-Werten zwischen 2,4 und 3,3 ergaben bis November 2003 keinerlei Beobachtung von Cyanobakterien.

Erster Cyanobakterienfund in einem sauren Restsee – Zufall?

Mitte November 2003 wurde eine Probe aus einem relativ kleinen, nur etwas über einem Hektar großen und bis etwa 10 m tiefen Restsee untersucht. Dieser See befindet sich in der Ortslage Qualisch der traditionsreichen Glasmacherstadt Weißwasser und wies in den letzten fünf Jahren ziemlich konstante pH-Werte zwischen 3,1 und 3,2 auf. Bei der genannten Probe wurden 3,1 gemessen. Die Probe enthielt zum einen die für saure Restseen typischen Organismen, wie geringe Mengen an Zoogloea-änlichen Bakterien, Fadenalgen (*Zygogonium ericetorum* und *Klebsormidium subtile*), die Diatomee *Eunotia exigua*, sowie Ciliaten wie *Oxytricha* und auch Moosprotonema. Daneben wurden aber erstaunlicherweise eine Anzahl kokkaler Organismen der Größen 9,5 mal 7,5 µm gefunden (Abb. 1 und 2). Die Zellen waren leuchtend grün, wobei der Farbton der vieler Cyanophyten entsprach. Zellkerne und Chloroplasten fehlten, aber ältere Zellen hatten flüssige Einschlüsse. Lugol'sche Lösung ergab keinen Stärkehinweis. Die Zellen waren von einer 1,5–2 µm dicken, scharf abgegrenzten Schleimhülle umgeben. Meist hafteten sie mit zwei abgeflachten Seiten aneinander, manchmal auch mit drei wie in Abbildung 2; seltener waren Vierergruppen. Insgesamt war die Ähnlichkeit mit *Chroococcus turgidus* sehr hoch. Da aber 2003 nur wenige Zellen gefunden wurden, konnte es sich um durch Niederschläge eingeschwemmtes Material handeln. Deshalb wurde der Fund nur dokumentiert, aber nicht weiter beachtet.



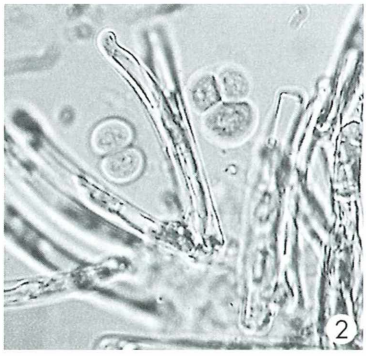


Abb. 1 und 2: Kokkale Cyanobakterien, meist Teilungsstadien; daneben Schalen der Diatomee *Eunotia exigua*. Vergr. 500fach.

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

Cyanobakterienblüte in saurem Restsee

Im August 2004 färbte sich das sonst recht klare Wasser dieses Sees smaragdgrün und wurde leicht trüb (Titelbild). In einer zunächst klar erscheinenden Schöpfprobe setzten sich nach einigen Stunden kleine, braungrüne Flocken ab. Diese enthielten Diatomeen der Art *Eunotia exigua* und eine erhebliche Menge der schon oben beschriebenen Cyanobakterien. Diese haben das fremde Biotop also nicht nur angenommen, sondern fanden offenbar ausgezeichnete Entwicklungsmöglichkeiten. Bei der intensiven Färbung dieses Sees handelt es sich nicht um eine gewöhnliche Wasserblüte, die doch im Wesentlichen ein Oberflächenvorgang ist, sondern um eine durchgängige Wasserfärbung. Auffallend war deren recht lange Dauer. Sie begann Anfang August und klang erst Mitte September 2004 langsam ab.

Lebensbedingungen im sauren Restsee

Die Lebensräume von Cyanobakterien der Gattung *Chroococcus* sind oft saure Moorgewässer. Zwar erreicht auch hier der pH-Wert 3,5 (Lenzenweger, 1994), aber die Säurekomponenten sind überwiegend Huminsäuren. Moorgewässer enthalten auch größere Mengen an biologisch verfügbarem Kohlenstoff, da sie oft mit Kohlendioxid übersättigt sind.
In sauren Restseen sind zwar die pH-Werte mit denen der Moorgewässer vergleichbar, aber sonst sind die Verhältnisse radikal anders. Als Säurekomponente wirkt hier freie Schwefelsäure, welche als starke Säure weitgehend alle Carbonate sowie freies Kohlendioxid aus dem Wasser verdrängt. Wie mehrfach beschrieben (Steinberg, 1999), ist dadurch ein Mangel an biologisch verfügbarem Kohlenstoff zu verzeichnen. Spärliche Kohlenstoffquellen sind dann Ufer- und Sedimentgrenzflächen und sich langsam zersetzende organische Stoffe wie zum Beispiel Schilfteile oder eingewehte Pollen (Jacob, 2001). Dieser Restsee besitzt einen Schilfgürtel und es gibt untertauchende Gehölzreste, wie man sie bei anderen Restgewässern ebenfalls findet. Eine chemische Wasseranalyse liegt nicht vor. Der Verdunstungsrückstand dieses Seewassers ist aber gegenüber dem vergleichbarer Seen deutlich geringer. Werden sonst Calciumsulfatgehalte von 0,5 bis 1,1 g/l gefunden, so sind es hier um 0,3 g/l. Da aber die anderen Parameter wie Säuregehalt sowie die geringe Kohlenstoff-Verfügbarkeit unter anderem mit denen anderer Restseen gut übereinstimmen, muss eine befriedigende Erklärung für das Auftreten von Cyanobakterien gerade in diesem Restsee noch offen bleiben.

Literaturhinweise

Bittner, E.: Blaualgen (Cyanophyceen). Kosmos-Verlag, Stuttgart 1972.
Jacob, W.: Kiefernpollen als Nährstoffquelle für Plankter in einem extrem sauren Tagebaurestsee. Mikrokosmos *90*, 301–306 (2001).
Lenzenweger, R.: Zieralgenpopulationen und ihre milieubedingten Standorte. Mikrokosmos *83*, 151–163 (1994).
Steinberg, C. E. W., Schäfer, H., Beisker, W.: Do acid tolerant cyanobacteria exist? Acta hydrochim. hydrobiol. *26*, 13–19 (1998).
Steinberg, C. E. W., Fyson, A., Nixdorf, B.: Extrem saure Seen in Deutschland. Biologie in unserer Zeit *26*, 99–109 (1999).

Verfasser: Wolfgang Jacob, Rembrandt-Str.35, D-01983 Großräschen

euromex
MICROSCOPES HOLLAND

Mikroskope
Stereomikroskope
Mikrotome
Kaltlichtbeleuchtung
Refraktometer


STEREOMIKROSKOP E-REIHE

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


MIKROSKOP F-REIHE

Fordern Sie unseren Prospekt an

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

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

Beobachtung einer Häutung bei zwei verschiedenen Cladoceren

Karl-Heinz Eggert

Wasserflöhe müssen sich wie alle Krebse häuten, um wachsen zu können, da ihr Chitinpanzer nicht mitwachsen kann. Dieser Vorgang wird in der Literatur eingehend beschrieben, ist aber bislang in den meisten Lehrbüchern weder in Zeichnungen noch in Fotos dokumentiert.

Die Cladoceren (Wasserflöhe) gelten im Allgemeinen als eine sehr gut untersuchte Gruppe der Crustaceen (Krebse). So werden beispielsweise die Gebiete Morphologie, Anatomie, Fortpflanzung, Entwicklung, Phylogenie, Biologie, Ökologie, Biogeografie, Artenschutz, Paläolimnologie und ökonomische Bedeutung eingehend in Wort und Bild bei Flößner (2000), Herbst (1962) und Kaestner (1967) sowie bei Streble und Krauter (2002) eingehend dargestellt. Die Häutungsvorgänge bei den Cladocera und Haplopoda werden von den genannten Autoren im Abschnitt Entwicklung ebenfalls beschrieben.

Wasserflöhe gehören zu meinen Favoriten im limnologischen sowie im marinen Plankton, und so wurde ich durch Heinz Streble zur Fotodokumentation einer Cladocerenhäutung angeregt. Mein erstes Anliegen war herauszubekommen, ob die Häutungsvorgänge grundsätzlich zu einer bestimmten Tageszeit oder über den gesamten Tag verteilt stattfinden. Hierzu befragte ich während der jährlichen Kurse in Inzigkofen und Bodman die Planktonfreunde unter den Mikroskopikern. Das Ergebnis war negativ, denn niemand der Befragten hatte bislang einen Häutungsvorgang bei einer Cladocere beobachtet. Exuvien hatten einige Mikroskopiker gesehen, wie auch ich sie ständig bei meinen Untersuchungen in Planktonproben fand. Sie waren dann für mich ein Anhaltspunkt, dass Häutungen stattgefunden hatten und weitere sicherlich zu erwarten waren.

Woran sind Häutungsexuvien sicher zu erkennen?

Leere Panzer von Cladoceren müssen nicht zwangsläufig Exuvien sein. Exuvien sind sehr gut nach einer längeren Standzeit in Proben mit wenigen Individuen in einer Petrischale unter einem Stereomikroskop zu finden. Bei

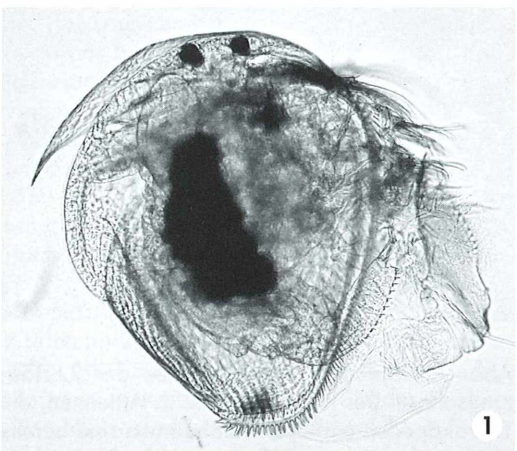
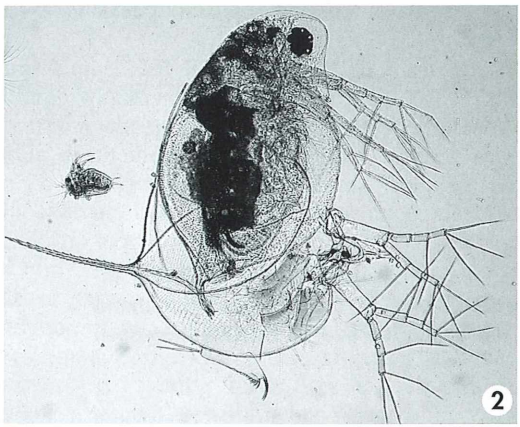
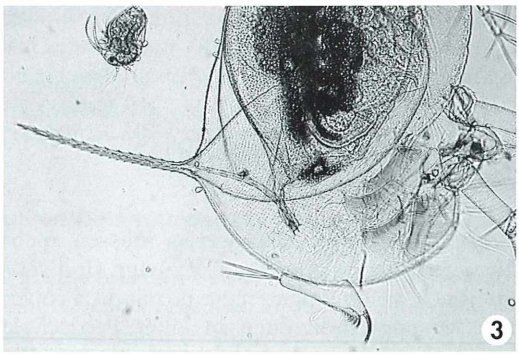


Abb. 1: *Pleuroxus truncatus*. Die Häutung wurde zwischen Phase 2 und 3 unvollkommen beendet. Links tritt der weiche Krebskörper aus der alten Cuticula heraus. Vorne rechts vor dem Postabdomen liegt die abgeworfene Cuticula des Postabdomens. Der Kopfschild ist am Carapax aufgeplatzt, aber nicht abgeworfen worden. Vergr. 80fach.

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





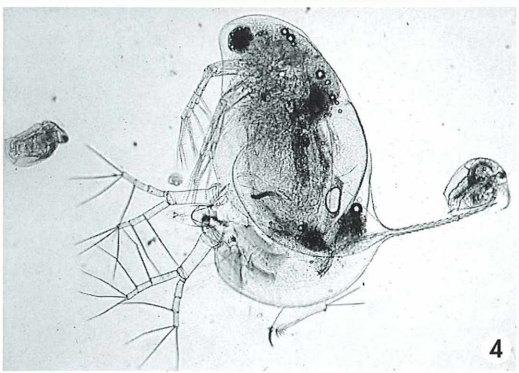


Abb. 2: *Daphnia longispina*. Ende der 2. Häutungsphase. Der Kopfschild, die 2. Antennen, die Thorakopoden und das Postabdomen sind bereits abgeworfen. Vergr. 30fach. – Abb. 3: *Daphnia longispina*. Beginn der 3. Häutungsphase. Die Spina ist verdreht, aber aus der alten Cuticula herausgezogen. Ursache der Verdrehung waren mehrere Versuche, aus der Körperschale herauszuschlüpfen, was aber nicht gelang. Hier endete die Häutung unvollendet. Vergr. 40fach. – Abb. 4: *Daphnia longispina*. Die Häutung konnte von diesem Krebs nicht beendet werden. Vergr. 20fach.

Probennahmen mit zu vielen Krebsen sterben viele durch Verletzungen bei der Probennahme oder in kurzer Zeit durch Sauerstoffmangel schnell ab. Die verletzten Tiere sind dann oft von den Trophonten der histophagen (gewebefressenden) Ciliatengattung *Ophryoglena* befallen (Kuhlmann, 2000). Diese Ciliaten dringen in die geschwächten Krebse ein, bei Daphnien zum Beispiel sogar bis in die 2. Antennen, und fressen binnen kürzester Zeit sämtliches Gewebe aus der Cuticula heraus. Die leeren Panzer werden dann oft fälschlicherweise für Exuvien einer Häutung gehalten. Bei Häutungsexuvien findet man hingegen folgende Einzelteile aufgrund des Häutungsvorganges stets getrennt: Carapax, Kopfschild, Thorakopoden (Blattbeine), die 2. Antennen und das Postabdomen mit den kräftigen Furkakrallen (Abb. 2). Während des Häutungsvorgangs werden diese Körpersegmente nämlich getrennt und nacheinander abgeworfen.

Vorgang einer Häutung bei Cladoceren

Während der Untersuchung einer Planktonprobe aus einem am Ortsrand von Wahnbek (Gemeinde Rastede, Ammerland) befindlichen Regenrückhaltebecken sah ich erstmalig völlig überraschend die Häutung von *Pleuroxus truncatus* (Abb. 1). Glücklicherweise war meine Fotoausrüstung am Mikroskop montiert, so dass ich sofort Fotos aufnehmen konnte. Das Aufreißen der Cuticula am Hinterrand des Kopfes direkt am Übergang zum Carapax hatte ich zufällig wahrgenommen. Eine Häutung läuft sehr schnell und in der Regel unerwartet für den Betrachter ab. Hinzu kommt, dass der Mikroskopiker – wie auch ich – zunächst mit einer Übersichtsvergrößerung arbeitet, bei der Häutungen einfach übersehen werden. Mir gelangen daher auch nur Aufnahmen, nachdem der Carapax bereits aufgerissen und der Kopfschild nach vorne geklappt war. Die Planktonprobe hatte ich am Morgen des 25.10.2001 gegen 10:00 Uhr genommen und mit deren Sichtung und Untersuchung gegen 10:30 Uhr begonnen. Der Häutungsvorgang begann dann gegen 11:00 Uhr. Eine zweite Häutung habe ich dann trotz vieler Beobachtungen erst sieben Monate später am 29.05.2002 wiederum völlig überraschend gesehen und fotografiert. Der Zeit-

punkt dieser Häutung war um 11:40 Uhr, also ungefähr zur gleichen Tageszeit wie die erste. Dies muss keineswegs bedeuten, dass Häutungen stets zu dieser Tageszeit stattfinden, zumal es sich auch noch um eine andere Jahreszeit – Frühjahr und nicht Herbst – handelte. Ich glaube eher, dass der gleiche Tageszeitpunkt ein Zufall war, da ich in den meisten Fällen Proben, die ich morgens genommen habe, dann anschließend untersuche. Die Abbildungen 3 und 4 sind Detailaufnahmen vom Abbruch der Häutung einer *Daphnia longispina*. Sie zeigen, wie sich der weiche, gehäutete Cladocerenkörper von der alten Cuticula abgelöst hat und nach oben hin strebt, um die alte Schale abzustreifen.

Phasen der Häutung

Bei beiden Häutungen habe ich drei Phasen beobachtet. Leider konnte ich in beiden Fällen nur jeweils die 3. Phase des Gesamtvorganges im Foto festhalten und wahrscheinlich auch nur deshalb, weil der Prozess mit dem Ende der 3. Phase die Häutung stehen blieb.

1. Phase: Die Cuticula reißt am Hinterrand des Kopfes direkt am Carapaxbeginn auf, die Kopfschale knickt nach vorne unten ab und schwimmt davon.

2. Phase: Die 2. Antenne werden mehrmals ruckartig nach unten geschlagen, wodurch sich der Weichkörper des Krebses von der alten Cuticula ablöst und nach oben bewegt.

3. Phase: Die alte Cuticula der 2. Antennen, der Thorakopoden (Blattbeine) und des Postabdomens mit den Furkakrallen wird durch mehrfaches Herunterschlagen der Extremitäten nach vorne heraus abgeworfen, und der Weichkörper der Cladocere bewegt sich ruck- und stückweise nach oben aus dem Carapax heraus.

Bei *Daphnia longispina* erfolgten noch mehrere Versuche, die Spina aus der abgelösten Cuticula herauszuziehen, was auch letztendlich gelang. In diesem Stadium blieb die Häutung jedoch wie schon bei *Pleuroxus truncatus* im wahrsten Sinne des Wortes stecken. In beiden Fällen konnten die weichen Krebse ihre alte Hülle nicht gänzlich abstreifen, obwohl die Cladoceren noch einige Zeit lebten, was daran zu erkennen war, dass der Herzschlag und der Fluss der Haemolymphe durch den Körper noch gut zu beobachten waren. Den Grund für den Abbruch der Häutungen kann ich mir nur mit der Stresssituation, unter einem Deckglas (Druck) auf einem Objektträger leicht fixiert zu sein, erklären. Die Deckgläser waren in beiden Fällen mit Vaselinefüßchen versehen. Vielleicht war es aber auch die Lichtenergie der Fotoblitze, da ich bei beiden Häutungen mehrere Bilder mit verschiedenen Schärfeebenen von den Krebsen in Serie aufgenommen habe. Mir ist es leider nicht gelungen, alle drei Phasen aufzunehmen. Als ich in beiden Fällen realisierte hatte, dass in meinem Sehfeld unter dem Mikroskop eine Häutung ablief, waren, wie gesagt, die 1. und 2. Phase bereits abgelaufen. In Realzeit laufen Phase 1 und 2 sekundenschnell ab. Einige Tage später fragte ich während eines Telefonates einen Freund, der ebenfalls begeisterter Mikroskopiker ist, ob er schon einmal eine Wasserflohhäutung gesehen habe. Er sagte ja, und dann wörtlich: *Aber der Vorgang läuft ja so schnell ab, dass man erst mit dem Ende der Häutung begriffen hat, was da passiert ist.* Nun hatte ich zumindest eine authentische Bestätigung von jemandem, der den Vorgang ebenso wie ich gesehen hatte.
Ich denke, die Häutung einer Cladocere im gesamten Ablauf aufzunehmen, ist nur mit einer längeren Filmsequenz zu erreichen. Es wird nur sehr schwierig werden, den richtigen Zeitpunkt einer bevorstehenden Häutung zu erkennen. Vielleicht kann aber hier die neue Digitaltechnik mit elektronischen Videokameras helfen, die ja leicht ständig einsatzbereit gehalten werden können, und für die das vorhandene Mikroskoplicht völlig ausreicht.

Dank

Mein Dank gebührt Herrn Dr. Heinz Streble für die Anregung zu diesem Thema und Herrn Dr. Manfred Tauscher Gronau/Leine für die Bestätigung des Ablaufes einer Häutung bei Cladoceren.

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

Literaturhinweise

Flößner, D.: Die Haplopoda und Cladocera (ohne Bosminiden) Mitteleuropas. Backhuys Publishers, Leiden 2000.

Herbst, H. V.: Blattfuß-Krebse (Phyllopoden: Echte Blattfüßer und Wasserflöhe). Kosmos-Verlag, Stuttgart 1962.

Kaestner, A.: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, Band I: Wirbellose, 2. Teil, Crustacea. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1967.

Kuhlmann, H.-W.: Histophage Ciliaten der Gattungen *Ophryoglena* und *Ichthyophthirius*. Mikrokosmos *89*, 325–332 (2000).

Streble, H., Krauter, D.: Das Leben im Wassertropfen. Kosmos Naturführer, Stuttgart, 2002.

Verfasser: Karl-Heinz Eggert, Hinter den Linden 24, D-26180 Rastede, Tel.: 044 02/819 31

Kurze Mitteilung

Exocytose-Poren

Die Art und Weise, wie Lipide und Proteine sich durch die zelluläre Membran bewegen, ist nicht sicher bekannt. Unter Exocytose versteht man das Ausschleusen von intrazellulären Inhalten aus Zellkompartimenten. So entleeren sich zum Beispiel die Inhalte der Golgi-Vesikel. Bislang hat man angenommen, dass dabei hauptsächlich ein Membranfluss stattfindet, wobei die Vesikelmembran Teil der Plasmamembran wird. Nun haben amerikanische Zellbiologen eine Fusionspore für eine regulierte Exocytose entdeckt. Dabei handelt es sich um einen Kanal, der die Vesikel mit der Plasmamembran verbinden soll. Der molekulare Aufbau dieser wichtigen Intermediärstruktur für die Exocytose war unbekannt. Die Forscher wussten lediglich, dass die Fusionspore für die Exocytose, die bislang lediglich biophysikalisch definiert war, durch ein Protein moduliert werden kann. Dieses Protein wird auch in synaptischen Vesikeln gefunden und Synaptotagmin genannt. An neuroendokrinen Zellen der Ratte hat man nun ein weiteres, spezifisches Plasmamembran-Protein identifizieren können, das Syntaxin genannt wird. In Mutationen der transmembranen Segmente des Syntaxins zeigten sich Abweichungen im Neurotransmitter-Flux durch die Fusionsporen. Die Fusionspore scheint zumindest teilweise aus einer ringförmigen Anordnung von fünf bis acht Transmembran-Segmenten in der Plasmamembran zu bestehen (Abb. 1) und soll mit Syntaxin ausgekleidet sein. Der Verkehr durch diese Fusionsporen wird offensichtlich durch Kalziumionen gesteuert. Eine hohe extrazelluläre Ca^{++}-Konzentration führt zur Schließung der Fusionspore.

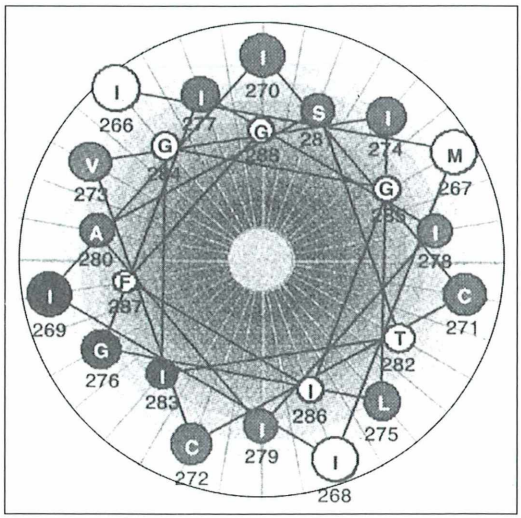


Abb. 1: Radmodell der Fusionspore. Der Fluss von intrazellulären Kompartimentinhalten durch die Membran ist noch unklar. Eine Möglichkeit ist der Transport durch Poren in der Membran. Das hier vorgestellte alpha-Helix-Modell einer Pore hat einen inneren Radius von 0,56 nm und besteht aus fünf plus acht Helices mit je 0,35 nm Radius (aus Han et al., 2004).

Literaturhinweis

Han, X., Wang, C.-T., Bai, J., Chapman, E. R., Jackson, M. B.: Transmembrane segments of syntaxin line the fusion pore of Ca^{++}-triggered exocytosis. Science *304*, 289–292 (2004).

H. F. Linskens, Nijmegen

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

Mikro-Kids

Ein kleiner Krake in unserem Gartenteich? Die Hydra

Lutz Hartmann

In unserer vorherigen Rubrik *Mikro-Kids* haben wir neben praktischen Tipps zur Teichwasseruntersuchung auch versucht, einige Lebewesen zu bestimmen, die wir bei Teichwasseruntersuchungen unter unserem Mikroskop erkennen können. Sind es nun Algen, Wimpertiere, Rädertiere, Krebschen oder was auch immer, die wir aus dem Gartenteich oder vielen anderen Gewässern fischen.

Prima ist es, wenn es gelingt, einige Lebewesen in die genannten Gruppen einzuordnen. Dabei wird man allerdings auch sehr schnell merken, dass dies nicht immer so einfach ist, da sich sehr viele verschiedene Arten in unseren Teichen und Seen tummeln.
Die *Hydra*, ein Süßwasserpolyp, ist ein Lebewesen, das mich stets besonders beeindruckt. Dabei wird einem dieses kleine Tier gar nicht so schnell auffallen. Diese überraschenden Entdeckungen sind aber gerade das Spannende bei unseren mikroskopischen Untersuchungen. Einen Hund oder eine Katze erkennt jeder sofort ohne Schwierigkeiten. Bei winzigen, mikroskopisch kleinen Lebewesen ist es schon deshalb schwieriger, weil wir an deren Mikrowelt nicht gewöhnt sind. Die *Hydra* ist ein sehr einfaches, mehrzelliges Lebewesen und ernährt sich von anderen Tieren. Sie ist also ein räuberisches Tier. Aber bloß keine Angst, uns kann dieser Polyp nichts anhaben.
Die Hydren gehören zu den Hohltieren, speziell zu den Nesseltieren. Die *Hydra*, mit der wir uns nun beschäftigen wollen, ist verglichen mit Einzellern wie den Wimpertieren gar nicht mal so klein, sondern wird manchmal fast bis zu einem Zentimeter groß. Und dennoch würden wir sie ohne ein Mikroskop sicher nicht so leicht entdecken, weil sie sich farblich gut tarnen kann. Sie ist weiß, braun, grau, aber auch grünlich. Da kann sie zwischen Algen und Pflanzenstängeln schon übersehen werden. Die *Hydra* hat natürlich nichts mit einem Kraken zu tun, aber schaut euch mal die Abbildung 1 an, sieht sie einem Kraken aus dem Meer mit seinen Fangarmen nicht recht ähnlich?

Woher hat die Hydra ihren Namen?

Nun, der Name stammt aus der griechischen Sagenwelt. Dort bedrohte ein schauriges Ungeheuer mit dem Namen *Hydra* die Bewohner der griechischen Stadt Argos mit seinem giftigen Atem. Dieses Wesen hatte neun Köpfe. Wenn die Griechen nun versuchten einen Kopf mit dem Schwert abzuschlagen, wuchsen sofort wieder zwei neue Köpfe nach. Erst dem mutigen Held Herakles gelang es dann doch, das Wesen zu töten. Wir werden später noch sehen, was das jetzt mit unserer mikroskopischen Untersuchung zu tun hat.

Wo und wie finden wir nun diesen Süßwasserpolypen?

Eins vorweg, man kann leider nicht gezielt auf die Jagd nach Polypen gehen. Es gehört immer auch ein wenig Glück und aufmerksames Beobachten dazu. Aber ich bin mir sicher, wir werden bestimmt einen oder mehrere Süßwasserpolypen im Frühjahr und im Sommer für unsere Untersuchungen entdecken.
Dazu gehen wir zu einem Teich und entnehmen einige kleine Zweige der Wasserpest, ein altes

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

Blatt einer Teichrose, vermoderte Holzstückchen oder auch im Wasser wachsende Grashalme. Die Hydren setzen sich nämlich dort besonders gern fest. Dies machen sie mit ihrer Fußscheibe. Manchmal hat man das Glück und sieht hier sogar schon mit dem bloßen Auge eine besonders große *Hydra*.
Unsere Proben legen wir zunächst in ein größeres Schraubglas. Das lassen wir ein paar Stunden stehen. Dann schauen wir uns mal die Ränder des Glases an. Mit ein wenig Glück und Erfahrung kann man jetzt vielleicht bereits einen Süßwasserpolypen erkennen, der sich dort angeheftet hat. Wenn nicht, suchen wir einfach weiter. Dazu schneidet man ein Pflanzenteil ab und gibt es in eine Petrischale, um jetzt alles genau mit dem Stereomikroskop abzusuchen. Zur Not genügt auch eine größere Lupe. Ein bisschen Forscherglück gehört aber auch dazu.
Irgendwann haben wir dann doch eine *Hydra* erwischt. Man muss schon etwas Geduld haben, denn wenn sich die Tiere erschrecken oder man sie berührt, ziehen sie sich blitzschnell zu einem Knäuel zusammen. Die langen Tentakel (4–9, meist sind es 6), sind dann nämlich nicht mehr zu sehen. Dadurch fallen sie uns nicht sofort auf. Wenn man jetzt aber weiter aufmerksam beobachtet, entfaltet die *Hydra* ihre Fangarme wieder.

Wir untersuchen einen Süßwasserpolypen

Wenn wir nun eine *Hydra* entdeckt haben, nehmen wir eine Pipette und saugen sie ein; anschließend geben wir sie in ein Blockschälchen. Jetzt können wir uns den kleinen Polypen in aller Ruhe unter dem Stereomikroskop ansehen. Das bietet uns nämlich die Möglichkeit, einen genauen Blick auf das gesamte Tier zu werfen. Wir sehen jetzt nämlich, dass es recht einfach aufgebaut ist (Abb. 1). Man erkennt einen sackartigen Körper, an dem sich die Fangarme – Tentakel genannt – befinden. Diese sind ständig in Bewegung und auf der Suche nach etwas Fressbarem. Zu den Beutetieren von *Hydra* gehören insbesondere Kleinkrebse wie die uns schon bekannten Wasserflöhe oder Hüpferlinge. Manchmal hat man sogar das Glück, eine Beute in ihrem Körper zu entdecken. Man

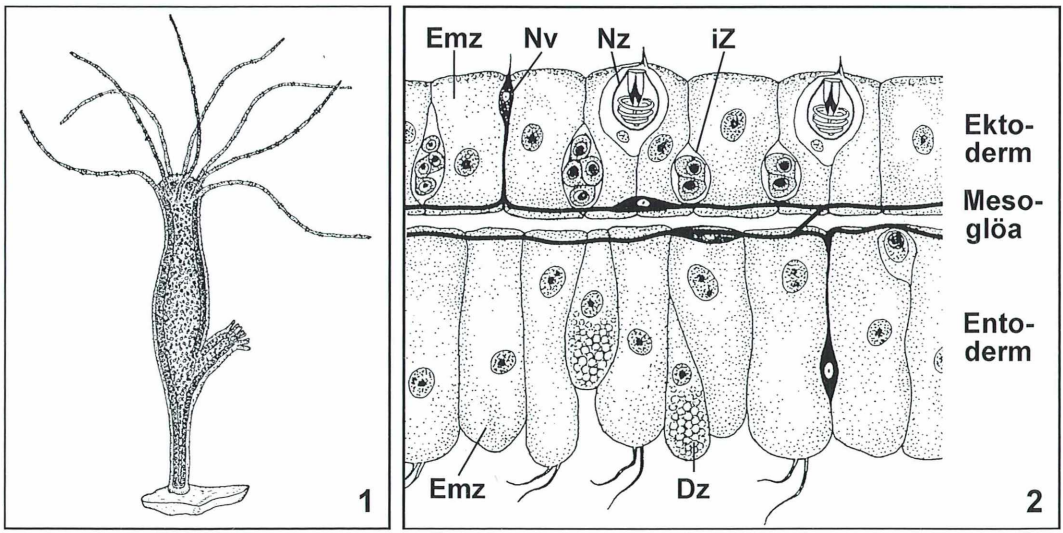


Abb. 1: ***Hydra*** **setzt sich mit der Fußscheibe an einem Untergrund fest. Am Kopfende befinden sich mehrere Tentakeln mit Nesselkapseln. Die Mundöffnung liegt in der Mitte zwischen den Tentakeln. – Abb. 2:** ***Hydra*** **besitzt nur zwei Zellschichten, nämlich ein äußeres Ektoderm und ein inneres Entoderm. Die Substanz dazwischen wird Mesoglöa genannt. Epithelmuskelzellen (Emz) und Nervenzellen (Nv) finden sich in beiden Zelllagen, Nesselzellen (Nz) und interstitielle Zellen (iZ) nur im Ektoderm, Drüsenzellen (Dz) nur im Entoderm. Die Nesselzellen enthalten Nesselkapseln, die beispielsweise mit speerähnlichen Fäden die Beute durchdringen können oder mit sich aufwickelnden Fäden Beuteteile wie Haare umklammern (nach verschiedenen Autoren).**

staunt, wie die *Hydra* diesen großen Brocken verschlungen hat!

Nun wollen wir uns das Tier noch näher ansehen. Würden wir es jetzt aber mit der Pipette auf einen Objektträger mit einem Deckgläschen geben, würden wir unseren kleinen Polypen erdrücken. Wir müssen also dafür sorgen, dass er noch genügend Platz hat. Zunächst fischen wir ihn mit einer Pipette heraus und bringen den Polypen mit ein wenig Standortwasser auf einen Objektträger. Dann nehmen wir entweder etwas Vaseline, mit der wir auf den vier Ecken eines Deckgläschens kleine Füßchen bilden, oder aber wir formen aus Knetmasse winzige Kügelchen, die wir auf die vier Ecken des Deckgläschens kleben. Jetzt können wir das Deckgläschen mit einer Pinzette vorsichtig auf den Objektträger legen.

Gut, alles geschafft? Dann können wir mit dem Durchlichtmikroskop (4er oder 5er Objektiv einen genaueren Blick auf unser „Ungeheuer" werfen. Da eine *Hydra* leicht durchsichtig ist, erkennen wir, dass sie nicht über innere Organe verfügt, wie wir es beispielsweise vom Wasserfloh mit seinem schnell schlagenden Herz kennen. Wenn wir jetzt genau hinsehen, können wir an den Fangarmen kleine Kapseln – verdickte Stellen mit kurzen Fortsätzen – sehen (Abb. 2). Dazu muss man die Schärfe mit dem Feintrieb des Binokulars immer wieder verstellen.

Wie ernährt sich eine Hydra?

Das Fangen von Beute geschieht, indem *Hydra* ihre Fangarme durchs Wasser streifen lässt. Stoßen die kleinen Fortsätze an den Kapseln auf etwas Fressbares wie einen Wasserfloh, so geben sie ein Signal an diese Kapseln, die man Nesselkapseln nennt. Blitzschnell schießt jetzt ein langer Faden aus dieser Kapsel und durchbohrt mit daran befindlichen speerähnlichen Spitzen, die sogar mit Widerhaken versehen sind, das Beutetier. Nun wird ein lähmendes oder auch tötendes Gift in das Beutetier gespritzt. Dieses Gift ist übrigens dem Pfeilgift (Kurare) der Indios in Südamerika sehr ähnlich. Das bewegungsunfähige Beutetier wird jetzt mit weiteren klebenden Fäden und den Fangarmen zur Mundöffnung befördert, die sich genau in der Mitte zwischen den Fangarmen befindet. Die *Hydra* stülpt jetzt förmlich ihren Körper über das gefangene Tier. Im Körper werden dann Säfte ausgeschieden, die das Beutetier langsam verdauen. Nicht alles kann aber verwertet werden. Die *Hydra* scheidet deshalb die unverdaulichen Reste wieder über ihre Mundöffnung aus. Sie besitzt nur diese eine Körperöffnung.

Eine Besonderheit möchte ich zum Schluss noch berichten. Ich hatte doch am Anfang geschildert, woher die *Hydra* ihren Namen hat. Wenn die bedrohten Menschen der *Hydra* in der griechischen Sage den Kopf abschlugen, wuchsen ihr immer wieder zwei neue Köpfe nach. Und man wird es nicht glauben, bei unserem kleinen Süßwasserpolypen ist es ähnlich. Wenn der *Hydra* ein Fangarm abgetrennt wird, entsteht daraus wieder ein vollkommen neues Tier. Kaum zu glauben und irgendwie etwas unheimlich. Die Erklärung dafür ist aber gar nicht so schwer. Es gibt bestimmte Zellen, also Bausteine dieses Tieres, aus denen alle anderen Zelltypen entstehen können. Wenn jetzt irgendetwas fehlt, kann es leicht ersetzt oder ergänzt werden.

Denkt jetzt aber bitte nicht, dass die *Hydra* wirklich ein Ungeheuer ist, weil sie sich von anderen Tieren ernährt. Sie macht nur das, was alle Tiere und auch wir Menschen machen; sie muss sich ernähren, um am Leben zu bleiben.

Wo kann man noch mehr über das Mikroskopieren und Hydra erfahren?

Bosch, G.: Expedition Mikroskop. Rowohlt Taschenbuchverlag, Reinbek bei Hamburg 2001.
Dietle, H.: Das Mikroskop in der Schule. Franck'sche Verlagshandlung, Stuttgart 1974.
Drews, R., Ziemek, H. P.: Kleingewässerkunde. Quelle & Meyer Verlag, Wiesbaden 1995.
Köthe, R.: Das Mikroskop, Reihe „Was ist was?". Tessloff Verlag, Nürnberg 1994.
Kremer, B. P.: Das große Kosmos-Buch der Mikroskopie. Franck-Kosmos Verlag, Stuttgart 2002.

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

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

Aus der Industrie

Strukturuntersuchung für kleinste Dimensionen: Mikro-Computertomographie

Das Verfahren der Mikro-Computertomographie liefert Bilder dreidimensionaler Strukturen mit einer Auflösung bis zu 2 µm und eignet sich daher für eine Vielzahl von Anwendungen. Der Einsatz lohnt sich beispielsweise in der Mikrotechnik, wenn kleinste Strukturen nicht nur auf der Oberfläche, sondern auch im Inneren eines Bauteils untersucht werden müssen. Einsatzgebiete finden sich auch in den Materialwissenschaften, den Life Sciences und der Elektronik: Beispielsweise in der Samenzucht ist die Methode oft die einzige Möglichkeit, die Keimung von Saatgut ohne dessen Beeinträchtigung zu überprüfen. Geologen nutzen die Mikro-CT zur Prüfung von Reservoir-Gesteinen, Mediziner setzen das Verfahren z.B. für Strukturuntersuchungen von Knochen und Lungengewebe ein.

Für dieses Verfahren existiert ein breiter und langjähriger Erfahrungsschatz, der nun zunehmend auch für Aufgaben in der Kunststoffbranche erschlossen wird. Auf diese Weise lassen sich zerstörungsfrei zum Beispiel Faserorientierungen, Dichteänderungen und Porengrößen sowie die Verteilung von Füllstoffen innerhalb einer Probe ermitteln. Durch die Computer-basierte Aufbereitung der Messdaten können parallel zu den 3D-Daten auch Schnitte in beliebigen Ebenen abgerufen und geometrische Daten abgeleitet werden.

Von dieser Methode profitieren die Material- und Verfahrensentwicklung ebenso wie die Qualitätssicherung und die Schadensanalytik. Kleinste Defekte lassen sich identifizieren und erlauben Rückschlüsse auf Versagensmuster. Auch die Mechanik von Schäumen (z.B. PUR, EPS) lässt sich prüfen, da die relativ kurzen Messungen Vergleiche vor und nach Deformierungen zulassen. Die Kopplung zwischen dem Eigenschaftsprofil und den strukturellen Daten lassen darüber hinaus eine maßgeschneiderte Produktentwicklung zu. Besonders wertvoll sind die Untersuchungen für den Abgleich mit Simulationen. Die entwickelten Modelle für z.B. Faserorientierungen oder Füllstoffverteilungen lassen sich einwandfrei überprüfen und durch den Vergleich mit den Messungen zuverlässig anpassen. Parallel dazu können die Prozessverläufe für empfindliche Produktgeometrien oder Materialien optimiert werden.

Die Probenvorbereitung verläuft problemlos, denn außer dem Aussägen des Probenkörpers fallen keine weiteren Präparationsschritte an. Innerhalb des Körpers bleiben alle Strukturen unzerstört. Damit bietet die Mikro-CT deutliche Vorteile gegenüber der Mikroskopie, bei denen die Strukturen insbesondere poröser oder weicher Materialien durch die Probenvorbereitung Schaden nehmen können.

Das Deutsche Kunststoff-Institut bietet preisgünstige Kontingente von 40 bis 200 Messungen an, über die flexibel verfügt werden kann. Auf diese Weise können von Tests und Versuchsreihen bis hin zu langfristigen Routinemessungen alle Bedarfsfälle optimal abgedeckt werden. Die Messungen werden von geschulten und fachlich versierten Fachleuten durchgeführt und den Kunden zeitnah zur Verfügung gestellt. Weitere Informationen können unter www.dki-online.de unter dem Stichwort Micro-Computertomographie eingesehen werden.

Kontaktadresse: Deutsches Kunststoff-Institut DKI, Schlossgartenstr. 6, D-64289 Darmstadt, Fax: 0 61 51/29 28 55, www.dki-online.de

Redaktion MIKROKOSMOS



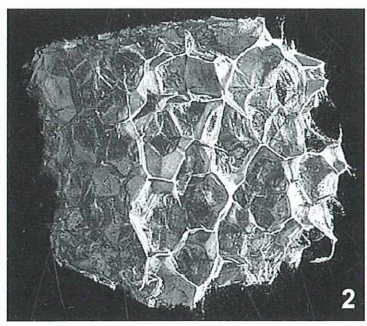


Abb. 1: Prinzipieller Aufbau der Messanordnung; das Gerät passt auf einen Schreibtisch. – Abb. 2: Geschlossenzellige Hartschaumstruktur in der Probe. Es sind beliebige zweidimensionale Schnitte durch die dreidimensionale Struktur ohne Zerstörung der realen Probe möglich.

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

Nackte Amöben als Weidegänger auf Bodenalgenbiofilmen

Joachim Jahnke

Algenüberzüge terrestrischer Oberflächen werden mehr oder minder intensiv durch eine Vielzahl herbivorer Organismen abgeweidet. Neben Schnecken, Fadenwürmern, Mikroarthropoden wie Milben, Springschwänzen und Dipterenlarven sind auch Protozoen in der Lage, die Algenzelldichte merklich zu verringern. Nackte Rhizopoden (Amöben) in Böden erweisen sich dabei als besonders gefräßig, vorausgesetzt, die mit Algen besiedelten Bodenoberflächen bleiben lange genug feucht. Um die Amöben zu mikroskopieren ist es zweckmäßig, diese zunächst zu ködern, anzureichern, dann zu isolieren und zu vermehren. Überraschende Funde sind dabei nicht ausgeschlossen.

Die meisten nackten Amöbenarten der Gewässer sind wohl nicht an diesen Lebensraum gebunden. In Erdböden lassen sich viele dieser Arten ebenfalls nachweisen. Die Diversität und Individuenzahl der nackten Bodenamöben kann in Bodenproben eines Standortes erstaunlich hoch sein. 40 bis 50 Arten, das bedeutet circa 1/5 der bekannten terrestrischen und limnischen Arten, und einige 10.000 Individuen je Gramm Boden sind nachgewiesen worden (Smirnov und Brown, 2004). Die kleinen Arten (bis 20 µm) ernähren sich meist von Bakterien. Zumindest findet man sie in bakterienreicher Umgebung. Die mittelgroßen und großen Arten gelten eher als polyphag, ernähren sich von Bakterien, Cysten anderer Amöben und auch von Algen. Amöbenarten, die auf eine bestimmte Nahrung wie beispielsweise Pilze oder Algen spezialisiert sind, dürften zwar die Ausnahme sein, doch sind Algen wahrscheinlich die Hauptnahrung vieler filoser und granuloreticuloser Arten (Page und Siemensma, 1991). Ist eine geeignete Futterart in größerer Dichte vorhanden, zum Beispiel Algenzellen auf Bodenoberflächen, so werden sich die entsprechenden Amöben dort auch einfinden und vermehren. Die entscheidende Voraussetzung dafür ist aber ein ausreichend geschlossener und genügend lang persistierender Wasserfilm, in dem sich die Amöben fortbewegen und Nahrung aufnehmen können. Trocknet der Boden aus, sind viele der an der Bodenoberfläche aktiven Amöbenarten in der Lage, encystiert trockene Phasen zu überdauern. Die Cystenbildung erfolgt schon in wassergesättigter Umgebung, selbst bei noch ausreichendem Nahrungsangebot. So ist es nicht verwunderlich, dass einerseits nach Wiederbefeuchtung die Amöben rasch wieder aktiv sind und andererseits selbst in lufttrockenen, zwei und mehr Jahre gelagerten Bodenproben nach Befeuchtung und reichem Algenwachstum Amöben zahlreich auftreten können.

Vorbereitung der Bodenproben

Wir können in situ Algenbiofilme der Bodenoberfläche gezielt beproben, um die damit assoziierten Amöben zu erhalten. Wir können aber auch Bodenproben der Oberfläche oder tieferer Bodenschichten – nach Siebung (1 oder 2 mm Maschenweite) entweder frisch oder nach Lufttrocknung bei Zimmertemperatur – zu einem späteren Zeitpunkt weiterverarbeiten. Im ersten Fall empfiehlt es sich, den betreffenden, möglichst glatten, ebenen Bodenoberflächenbereich im feuchten Zustand (eventuell mit abgekochtem, also amöbenfreien Wasser befeuchtet) mit einer Petrischale auszustechen oder mit einem Spatel etwa 3 mm dick abzuheben und in eine Petrischale zu überführen. Geeignet sind vor allem Algenbiofilme, die nicht von Arten mit stabilen Zellfäden (z.B. *Klebshormidium* spp., *Microcoleus vaginatus*) oder fester Gallerte (z.B. *Nostoc* spp.) dominiert werden, sowie Böden mit pH-Werten über 6,0. Die Bodenfeuchte wird durch Auftropfen

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

abgekochten Wassers zwischen Fließgrenze und Feldkapazität eingestellt (Jahnke, 2004).
Die Bodenoberfläche sollte gerade noch feucht glänzen. Nach dem Aufsetzen des Schalendeckels muss als Verdunstungsschutz der Luftspalt zwischen Deckel und Boden durch Umwickeln mit Folie – allerdings nicht ganz vollständig (Luftzufuhr!) – abgedichtet werden. Die Petrischalen werden vor zu großer Erwärmung und direktem Sonnenlicht geschützt, kühl (15 °C bis 20 °C) und hell aufgestellt. Im zweiten Fall werden 30 g trockener oder standortfeuchter Boden in einer Petrischale verteilt, bis zur Streichfähigkeit befeuchtet wie oben beschrieben und in der Schale mit einem Spatel glatt gestrichen. Vor allem bei getrockneten Böden, aber auch bei frischen Bodenproben tieferer Schichten, ist es günstig, auf die glatt gestrichene Bodenprobe circa 0,5 ml einer Algensuspension (Algen + abgekochtes Leitungswasser) zu tropfen und gleichmäßig zu verteilen, um rasch einen Algenrasen zu erhalten. Die Algen, wie beispielsweise *Chlorella vulgaris* oder *Xanthonema* spec., können unter anderem von der Algenkultursammlung SAG, Göttingen (http://www.epsag.uni-goettingen.de) bezogen werden. Die Fließgrenze des Bodens sollte dabei nicht überschritten werden. Die Schalen werden ebenfalls abgedichtet und ins Licht gestellt.

Anreicherung und Isolierung der Amöben

An dieser Stelle muss darauf hingewiesen werden, dass einige Arten der auch im Boden lebenden Gattungen *Naegleria* und *Acanthamoeba* als humanpathogen gelten und schwerste, auch tödlich verlaufende Erkrankungen auslösen können. Es ist allerdings nicht sehr wahrscheinlich, gerade diese Arten unter den hier beschriebenen Bedingungen – niedrige Wachstumstemperatur, Böden natürlicher Standorte – anzureichern, doch sollte man generell entsprechend vorsichtig mit den Amöben umgehen, wobei dies natürlich auch für amöbenhaltige Wasserproben gilt (Page und Siemensma, 1991).
Zur Anreicherung und Isolierung von Amöben gibt es eine Vielzahl erprobter Methoden (Page und Siemensma, 1991; Smirnov, 2003; Smirnov und Brown, 2004). Anstatt jedoch den Amöben, wie in der Literatur beschrieben, Bakterien oder Hefezellen anzubieten, habe ich speziell für die Algen fressenden Amöben der Bodenoberfläche die folgende, relativ einfache Verfahrensweise angewendet, wobei aber nicht ohne weiteres davon ausgegangen werden kann, dass alle in der Bodenprobe vorhandenen Arten qualitativ erfasst werden.
Wenn auf einer feuchten Bodenprobe ein Algenbiofilm aufgewachsen ist, kommt es dort auch meist zu einer Vermehrung der Amöben. Die Anwesenheit von Amöben ist wahrscheinlich, wenn im sonst geschlossenen Algenbiofilm einer feuchten Bodenoberfläche nach einigen Tagen oder auch Wochen runde algenfreie Flecken auftreten, die sich über Tage bis Wochen hinweg allmählich ausdehnen (Abb. 1). Im äußeren Bereich des Flecks, zur Algenbiofilmgrenze hin, nimmt die Amöbendichte stark zu. Hebt man vom Algenfilm an der Grenze



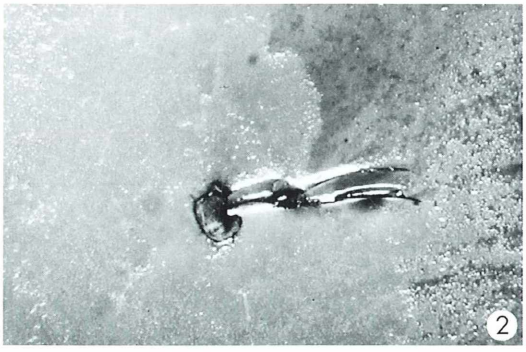


Abb. 1: Ein Algenbiofilm auf dem geglätteten Boden wird von rechts nach links abgeweidet. – Abb. 2: Zur Anreicherung und Isolierung der Amöben wird eine kleine Bodenprobe auf die mit einem Algenrasen bewachsene Agarplatte übertragen. Von der Probe ausgehend kommt es bald zu einer Dezimierung des Algenbewuchses.

Material ab, so lassen sich bereits Amöben und Cysten in einer wässrigen Suspension der Probe – am besten mit dem Inversmikroskop – auffinden. Allerdings wird man mit dieser Methode keine zarten, Netze bildende Amöben vollständig beobachten können.

Zur Isolierung benötigen wir mit einem Algenfilm (z.B. *Chlorella* oder *Xanthonema* spec.) bewachsene Agarplatten. Rein mineralische Algennährlösung (pH um 7,0) zum Beispiel Bold's Basal Medium (dieses und weitere Medien siehe Algenkultursammlung SAG) wird mit 10 g Agar je Liter versetzt und sterilisiert. Petrischalen werden mit dieser Lösung noch heiß befüllt. Am nächsten Tag kann 0,1 ml Algensuspension auf die erstarrte Agarplatte aufgetropft und möglichst gleichmäßig verteilt werden. Die Schalen werden dann wieder verschlossen. Am Licht bildet sich nach einigen Tagen ein mehr oder weniger geschlossener Algenbelag. Auf eine deutlich mit Algen bewachsene Platte werden wenige etwa 2 × 2 mm große und 1 mm tiefe Bodenproben von der Algenbiofilmgrenze eines Flecks – mit der Oberfläche nach unten – mit gleichmäßigem Abstand platziert. Die Platte wird dann wieder verschlossen und ans Licht gestellt. Sind Amöben vorhanden, wird man nach einigen Tagen einen hellen, mehr oder minder bereits algenfreien Hof um die Bodenpartikel erkennen (Abb. 2). Mit dem Stereomikroskop oder bei geringer Vergrößerung mit dem Mikroskop im Durchlicht lassen sich meist die Amöben und/oder Cysten erkennen. Eine Isolierung und Aufreinigung gelingt durch wiederholtes Übertragen kleiner Agarstückchen samt Amöben oder Cysten, oder bei größeren Arten auch gezielte Übertragung einzelner Zellen.

Die folgenden Befunde wurden an zwei Bodentypen gewonnen: Zum einen an einem so genannten Locker-Syrosem, ein Gemisch aus vorwiegend eiszeitlichem Löß und geringem Anteil an Parabraunerde mit über 80% Schluffanteil (pH 7,7 in Wasser). Dieser humus- und nährstoffarme Bodentyp wird zur ackerbaulichen Rekultivierung im rheinischen Braunkohlerevier verwendet. Zum anderen eine humushaltige Rendzina (pH 7,3 in Wasser). Das ist ein sandiger Lehmboden aus kreidezeitlichem Kalkmergel unter Edellaubholz reichem Buchenwald. Beide Böden wurden nach lufttrockener Lagerung (Syrosem zwei Jahre, Rendzina ein Monat bei 20 °C) wieder befeuchtet. Eine aufgetropfte *Xanthonema hormidioides* Suspension bildete einen Biofilm. Vor allem auf der Rendzina wuchsen auch im *Xanthonema*-Biofilm fleckenhaft verteilte Rasen autochthoner Bodendiatomeen (*Navicula* spp.) heran, welche sich zur Amöbenisolierung ebenfalls sehr gut eignen.

Die Bestimmung nackter Amöben ist meist schwierig. Zum einen sind viele Arten sehr merkmalsarm, so dass auch die Gattungszuordnung ohne elektronenmikroskopische Analysen problematisch sein kann. Zum anderen ist die Kenntnis der Amöbendiversität völlig unzureichend, weswegen man nicht sicher sein kann, eine bekannte Art vor sich zu haben. Dass bei detaillierten Standortanalysen neue Arten gefunden werden, scheint die Regel und nicht die Ausnahme zu sein. Aufgrund der Schwierigkeiten schlugen Smirnov und Goodkov (1999) vor, bei Diversitätsanalysen die beobachteten nackten Amöben in ein System von zunächst 19 Morphotypen einzuordnen. Aktuell wurden durch Vereinigung ähnlicher Morphotypen schließlich 16 Basistypen benannt (Smirnov und Brown, 2004). Jeder Morphotyp enthält eine mehr oder minder große Zahl von Gattungen beziehungsweise Arten der bisher bekannten Amöben (Heterolobosea und Lobosea). So umfasst zum Beispiel der acanthopodiale Morphotyp sechs Gattungen, unter anderem *Acanthamoeba*.

Acanthamöben und Amöben des eruptiven Typs sind die häufigsten Bodenamöben

Bei beiden Bodentypen fiel die Anwesenheit von *Acanthamoeba*-Arten vor allem durch die zahlreichen polyedrischen und seltener auch sternförmigen Endocysten auf (Abb. 3a). Die zellulosehaltige Cystenwand besteht aus einer dünnen äußeren, unregelmäßigen Ectocyste und der dickeren Endocyste. Die relativ langsamen Trophozoiten bilden immer wieder neu spitze, schlanke, auch gegabelte Unterpseudopodien, die Acanthopodien. Es ist generell schwierig, Acanthamöben sicher zu bestimmen. Die Bestimmung erfolgt im Wesentlichen nach der Cystenmorphologie (Page und Siemensma, 1991). Die einkernigen trophischen Amöben fanden sich in unseren Kulturen weitaus weniger häufig als die Cysten. Acanthamöben fressen vorwiegend Bakterien, daneben Hefen, Algen und Protozoen. Die hier isolierte Art, der Cystenmorphologie nach könnte es sich um

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

A. polyphaga handeln, weidete den Algenrasen ab (Abb. 3b und 3c). Ob diese Art mit einer reinen Algenkost auskommen würde, ist allerdings nicht bekannt. Die vorliegende Kultur ist bakterienhaltig, so dass in unserem Falle auch Bakterien aufgenommen werden dürften. Da Amöben die Bakteriengemeinschaft qualitativ und quantitativ signifikant kontrollieren können und damit unter anderem auch indirekt den Nährstoffumsatz stimulieren – die Bakterienzahlen werden auf einem niedrigen, nicht die Aktivität begrenzendem Niveau gehalten – spielen sie eine nicht zu unterschätzende Rolle im Bodenökosystem (vergleiche auch zitierte Literatur in Horn, 2001; Bonkowski, 2004).

Einige Acanthamöbenarten sind aber noch aus anderen Gründen interessante Organismen. Zum einen sind sie humanpathogen. Sie können eine schwere, aber mit Antibiotika behandelbare Hornhautentzündung verursachen, aber auch bei immunschwachen Personen in das zentrale Nervensystem eindringen und tödlich wirken. Zum anderen können Acanthamöben Chlamydien ähnliche Bakterien als Endosymbionten enthalten. Solche Bakterien wie beispielsweise *Legionella pneumophila*, der Erreger der Legionärskrankheit, oder Arten der Gattung *Chlamydia* können dann als intrazelluläre Parasiten (auch) beim Menschen pathogen sein (Horn und Wagner, 2001).

Amöben des ebenfalls in Böden häufigen eruptiven Morphotyps fallen durch ihr charakteristisches, recht schnelles Lokomotionsverhalten auf. Das vorwärts strömende Protoplasma bildet immer wieder plötzlich eruptiv vorquellend ein neues Vorderende, oder bricht vor allem beim Richtungswechsel auch seitlich hervor. *Naegleria* und die artenreiche Gattung *Vahl-*

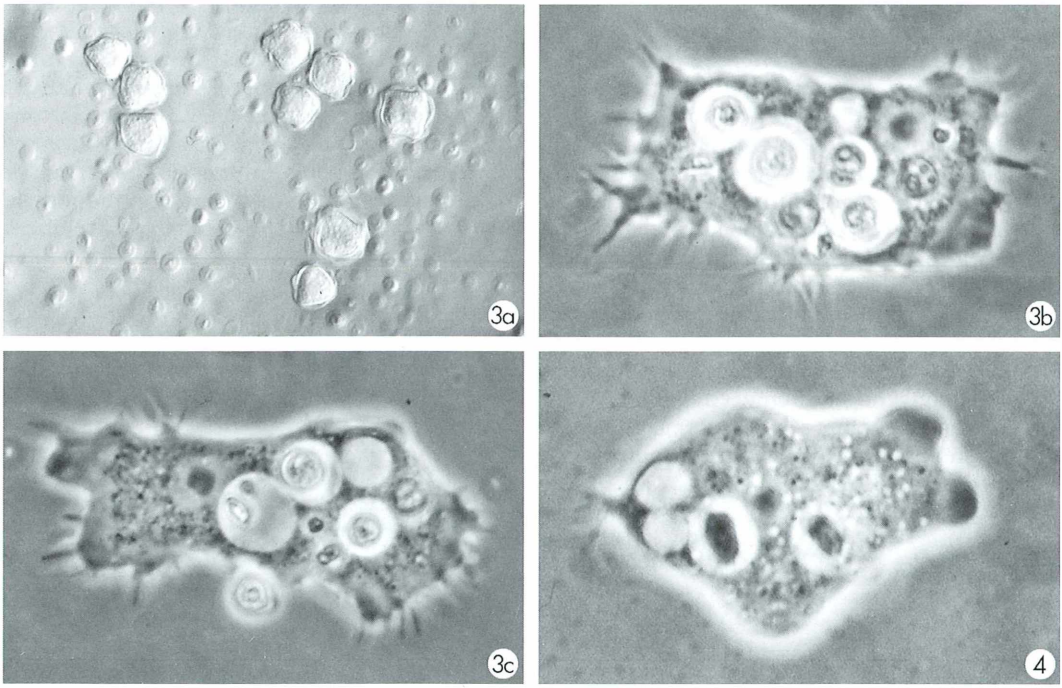


Abb. 3: a Die polyedrischen Cysten der Acanthamöben weisen meist mehrere Endocystenarme auf. Sie zeigen aber auf dem Artniveau eine erhebliche Variabilität. Durchmesser der Cysten (c.f. *Acanthamoeba polyphaga*) im Durchschnitt 11 µm (8 bis 13 µm). Differentieller Interferenzkontrast = DIK. b und c Die feinen und oft spitzen, manchmal gegabelten Unterpseudopodien (Acanthopodien) der Lokomotionsform (c.f. *Acanthamoeba polyphaga*) sind charakteristisch für die einkernigen Acanthamöben. Größe der Amöbe circa 30 µm. – Abb. 4: Für eruptive Amöben ist das stoßartige Vorquellen des Plasmas der Lokomotionsformen charakteristisch. Die Zellen besitzen ein warzenartig zusammengezogenes Hinterende, ein Uroid, sowie zarte Uroidfädchen. Auch diese relativ kleine unbestimmte Art kann Algenzellen als Nahrungsquelle nutzen. Größe der Amöbe etwa 25 µm. Phasenkontrast = Phako.

kampfia gehören diesem Typus an. Ohne die Kenntnis der Trophozoiten, Cysten und soweit vorhanden der Flagellaten lassen sich die Arten jedoch kaum bestimmen. Aus beiden Bodentypen konnten nicht weiter bestimmte eruptive Amöben angereichert werden. Abbildung 4a zeigt eine Algen fressende eruptive Amöbe, deren Hinterende als Uroid mit Uroidfädchen ausgebildet ist.

Eine Amöbe des faltig-runzeligen Typs dezimierte den Algenrasen besonders effektiv

Amöbenarten des striaten-rugosen Typs finden wir in der Gattung *Thecamoeba*. Die Amöben weisen auf der Zelloberfläche mehr oder weniger ausgeprägte Querrunzeln, manchmal auch zusätzlich Falten auf. Vor allem rugose *Thecamoeba*-Arten können als typische Bodenamöben gelten. Dies ist insofern interessant, als Cystenbildung zur Überdauerung in trockenen Böden bei den *Thecamoeba*-Arten nicht bekannt ist. In unseren Algenbiofilmansätzen der Rendzina erwiesen sich die um 50 µm großen Amöben als besonders aktiv (Abb. 5a und 5b). Nach wenigen Tagen war der Algenrasen in der Petrischale abgeweidet, so dass neu überimpft werden musste. Die meisten Amöben sind mit *Xanthonema*-Zellen und Zellresten angefüllt. Vorwiegend Einzelzellen oder Zellpaare, aber auch kurze Zellketten werden aufgenommen. Seitliche Längsfalten und einige Querrunzeln sind bei den sehr aktiven Lokomotionsformen ausgebildet. Buckelig, runzelig aufgewölbt zeigen die Zellen hingegen nur mäßige Beweglichkeit. Nicht selten nehmen Individuen ohne oder mit wenigen Nahrungsvakuolen auch eine abgeflachte, runde Scheibenform an. Der Zellkern mit einheitlichem, leicht ovalem Nukleolus ist dann besonders gut zu erkennen. Nach Größe, Morphologie – beide Merkmale, striat und rugos, sind ausgebildet – und Zellkernverhältnissen dürfte es sich hier um *Thecamoeba similis*, eine aus Böden bekannte Art, handeln. Mit zunehmendem Kulturalter ziehen sich viele Zellen zu circa 20 µm großen, stark runzeligen, kugeligen Gebilden zusammen, ohne dass offensichtlich eine spezielle Cystenwand gebildet wird. Inwieweit dieses Zellstadium längere Zeit Trockenheit überdauern kann, haben wir bisher nicht geprüft.

Eine stark verzweigte Bodenamöbe – Gephyramoeba delicatula

Eine besonders interessante Amöbe konnte aus beiden Bodentypen isoliert werden. Sie gehört zum verzweigten Morphotyp (drei Gattungen) der Gymnamöben.
Nach der ersten Überimpfung auf eine Agarplatte wurden zur Anlage einer Reinkultur einige der recht großen (bis über 30 µm) Cysten aus dem Agar isoliert und nach mehrmaligem Waschen mit sterilem Leitungswasser auf Agarplatten mit bakterienfreiem *Xanthonema*-Rasen übertragen. Es gelang bisher aber dennoch nicht, bakterienfreie Kulturen anzulegen. Die Amöben bilden auf dem Algenrasen der Agar-

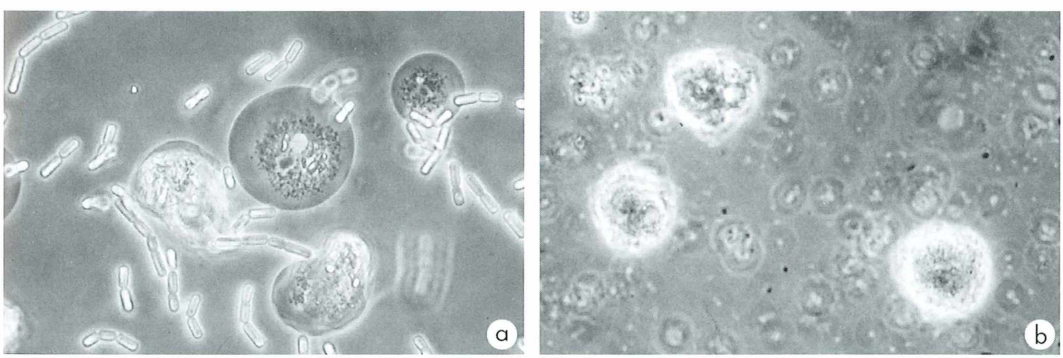


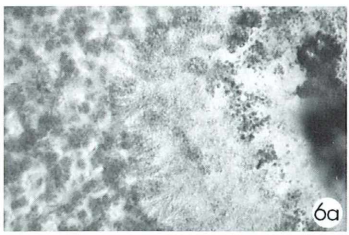
Abb. 5: Die striat-rugose, einkernige *Thecamoeba similis* gilt als typische Bodenamöbe. a Neben den typischen Lokomotionsformen mit Längsfalten werden häufig auch flache, glatte und aufgewölbte, stark gerunzelte Formen gebildet. Größe der Amöben 50 µm. b Möglicherweise zur Überdauerung in trockenen Böden ziehen sich die Amöben zu stark gerunzelten, kugeligen, circa 20 µm großen Gebilden zusammen. Phako.

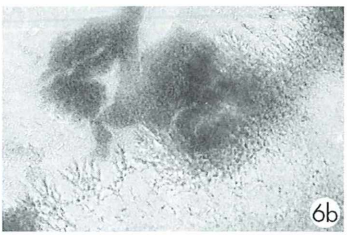
© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://www.elsevier.de/

platten eine schon makroskopisch erkennbare Fressfront ähnlich wie es auch bei der zuvor beschriebenen *Thecamoeba* der Fall ist (Abb. 6a und 6b). Allerdings rückt die Front wesentlich langsamer vor, weshalb erst nach mehreren Wochen neu überimpft werden muss. Die einzelnen, meist um 200 µm (selten auch 500 µm) großen Trophozoiten kriechen nicht nur auf der Agaroberfläche, sondern vor allem im Agar in Oberflächennähe, oft schräg nach oben gerichtet, so dass die Rhizopodien den Algenrasen erreichen.

Die Gestalt der fressaktiven Amöbe im Agar ist dreidimensional strauchförmig verzweigt (Abb. 7), der Durchmesser der Äste beträgt dabei nur wenige µm. Zuweilen laufen die Enden auch einfach oder wenig verzweigt filos aus. Ein deutlich verdicktes Zellzentrum wird nicht ausgebildet. Nach einiger Zeit bilden die Zellen jeweils mehrere meist rundliche, ovale, aber auch unregelmäßig geformte Cysten unterschiedlicher Größe (Abb. 8a und 8b). Sie besitzen eine glatte, feste Wand (Abb. 8c), so dass die Amöben auch in trockenen Böden überdauern können. Cystenhaltige Agarstücke können an der Luft bei Zimmertemperatur getrocknet und einige Wochen – wahrscheinlich auch wesentlich länger – trocken gelagert werden, ohne dass die Cysten absterben. Auf frischen Agar-Algenrasen aufgelegt, können bereits nach fünf bis sieben Tagen Trophozoiten beobachtet werden.

Die Cystenbildung ist offensichtlich auch entscheidend für die Vermehrung. Im Verlauf des Abweidens der Algen werden in mehr oder minder regelmäßigen Abständen Cysten gebildet, die manchmal konzentrisch um die Bodenprobe angeordnet sind (Abb. 6A). Ob sich die Amöben auch durch Teilung der Trophozoiten vermehren können, bleibt jedoch unklar. Abbildung 9 zeigt einen mit der schon früher beschriebenen Paraffin-Methode (Jahnke, 2001) hergestellten, gefärbten Mikrotomschnitt des Bodenoberflächenbereiches, von dem die amöbenhaltige Probe stammte. Der Schnitt zeigt Cysten mit mehreren Zellkernen. Die fluoreszenzmikroskopische Analyse zeigt eindeutig, dass auch die Trophozoiten vielkernig sind (Abb. 10). Durch die Fixierung zieht sich das Plasma der Äste etwas zusammen. Die Enden





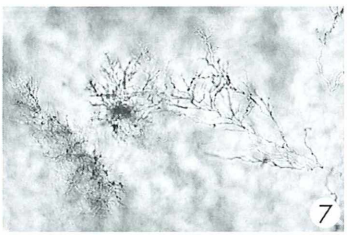
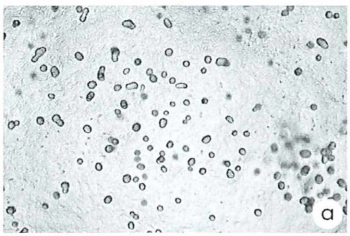
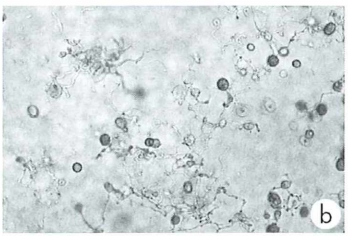


Abb. 6: a In breiter Front weiden Gephyramöben (*Gephyramoeba delicatula*) den Algenrasen ab. b Die stark verzweigten 300 µm großen Zellen sind bereits mit geringer Vergrößerung auf der Agarplatte zu erkennen. – Abb. 7: Im Agar weist *Gephyramoeba* eine dreidimensionale, strauchartige, stark verzweigte Form auf. Das Hinterende läuft oft in ein verlängertes Pseudopodium aus.





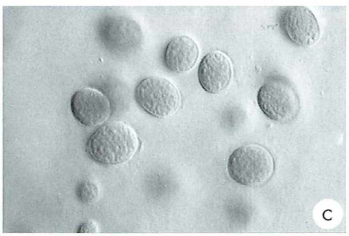


Abb. 8: a und b Die kugeligen bis ovalen, manchmal unregelmäßig abgerundeten, zwischen 10 µm und 30 µm großen Cysten von *Gephyramoeba delicatula* werden in mehr oder minder regelmäßigen zeitlichen Abständen gebildet und sind dann als Nester oft in konzentrischen Kreisen um die Bodenprobe zu finden. Leere Cystenhüllen bleiben nach dem Schlüpfen der Amöben zurück. c Die Cysten besitzen eine derbe Wand, so dass trockene Phasen im Boden überdauert werden können. DIK.



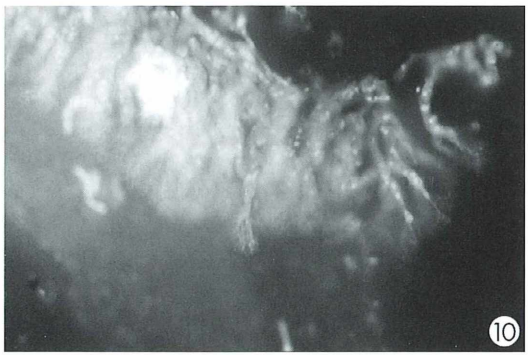


Abb. 9: Mikrotomschnitt durch fixierte und gefärbte Cysten von *Gephyramoeba delicatula* auf der Bodenoberfläche. Das Cystenplasma hat sich durch die Fixierung von der Wand abgehoben und ist geschrumpft. Deutlich sind mehrere 4 bis 5 µm große Zellkerne zu erkennen. – Abb. 10: Die einzelnen Äste der Trophozoiten von *Gephyramoeba delicatula* enthalten jeweils mehrere circa 5 µm große Zellkerne. Die Zellen im Agar wurden vorher mit Nissenbaums Fixativ (Page und Siemensma, 1991) fixiert. Epifluoreszenz, UV-Anregung, Anfärbung mit DAPI.

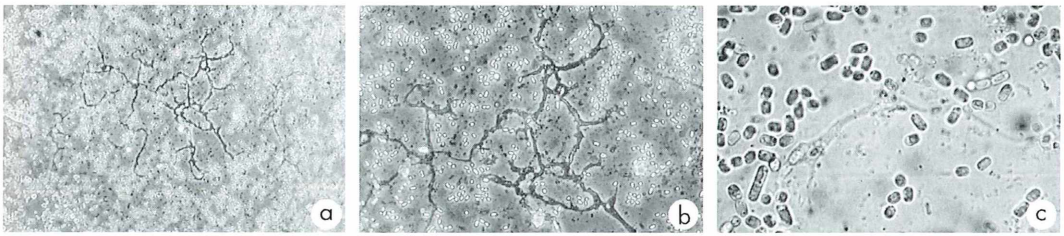


Abb. 11: a und b Trophozoiten von *Gephyramoeba delicatula* am Boden einer Sedimentationskammer. Die Zellen haften mit ihren einige µm breiten Pseudopodien, zweidimensional über 500 µm ausgebreitet, auf dem Kammerboden. Sie besitzen mehrere kleine pulsierende Vakuolen. Zellkerne sind hier nicht sicher zu beobachten. Neben den Futteralgen (*Xanthonema*) sind auch Acanthamöbencysten auf dem Kammerboden zu erkennen. Phako. c Die Hellfeldaufnahme der sehr hyalinen Amöbe zeigt eine ingestierte *Xanthonema*-Zelle. Die Algenzellen sind nie in großen Mengen in den Trophozoiten zu finden, doch deuten die reichlich vorhandenen, ausgeschiedenen Zellreste auf einen entsprechend großen Umsatz hin.

zeigen dann eine zarte, dicht verzweigte Struktur. Einzelne Individuen können meist nicht unbeschädigt aus dem Agar zur mikroskopischen Untersuchung isoliert werden. Nach Überführung kleiner Agarstückchen mit Algen, Cysten und Amöben in eine Sedimentationskammer lassen sich die Zellen jedoch mit dem umgekehrten Mikroskop näher analysieren. Auf dem Deckglasboden sind die Trophozoiten allerdings weniger verästelt und nur zweidimensional ausgebildet, wobei sich Durchbrechungen einiger pseudopodialer Äste aufweiten und so auch netzförmige Strukturen entstehen (Abb. 11a–c).

Während die Zellen kaum Anzeichen für eine Plasmaströmung aufweisen, sind mehrere kleine kontraktile Vakuolen sehr aktiv. Zellkerne sind hier allerdings nicht zu erkennen. Auch die Ortsveränderung der Amöbe selbst ist mit 100 µm pro Tag langsam, während die Bildung kurzer, einiger 10-µm-langer Pseudopodien mit 20 µm pro Minute vergleichsweise rasch ablaufen kann. Der Größe, der Cystenbildung und der reich verzweigten Form nach dürfte es sich um die als *Gephyramoeba delicatula* bekannte, aber dennoch offenbar nur selten beobachtete, auch Bakterien und Pilze fressende Bodenamöbe handeln (Pussard und Pons, 1976; Ekelund und Ronn, 1994). Die undeutliche, langsame Plasmaströmung und fehlende echte Filopodien sind weitere Merkmale. Allerdings ganz im Widerspruch zu unseren Be-

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

funden sollen die Trophozoiten und Cysten vorwiegend einkernig sein.
Pussard und Pons (1976) gliedern die Art in eine eigene Familie Gephyramoebidae und auf Grund der polyaxialen Fortbewegungsweise in die Ordnung Leptomyxida ein. Abgesehen von den Abbildungen in Pussard und Pons (1976) von Amöben und Cysten, sowie der Kernteilung im Trophozoiten, ist ein Foto der Cysten und einer Amöbe (hier mit filos auslaufenden Enden), sowie eine Zeichnung von *Gephyramoeba* unter http://microscope.mbl.edu (Marine Biological Laboratory, Woods Hole) zu finden. *Gephyramoeba* kommt möglicherweise häufiger und verbreiteter vor als es der Literatur nach den Anschein hat. Zumindest deuten unsere Funde in zwei unterschiedlichen Böden weit entfernter Standorte darauf hin.
Neben den hier vorgestellten Algen fressenden Amöben finden sich auch noch kleine Arten anderer Morphotypen auf den Agarplatten, vor allem dann, wenn die Bakteriendichte begünstigt durch die ausgeschiedenen Algenreste zunimmt. Für den Mikroskopiker kann die Suche nach Bodenamöben in unterschiedlichen Bodentypen und Habitaten ein interessantes Betätigungsfeld sein, zumal hier die Chance besteht, auch als selten geltende oder sogar neue Arten zu entdecken.

Dank

Frau Dipl. Biol. Heike Düring danke ich für die Hilfe bei Pflege und Vorbereitung der Kulturen.

Literaturhinweise

Bonkowski, M.: Tansley review: Protozoa and plant growth: the microbial loop in soil revisited. New Phytologist *162*, 617–631 (2004).
Ekelund, F., Rønn, R.: Notes on protozoa in agricultural soil with emphasis on heterotrophic flagellates and naked amoebae and their ecology. FEMS Microbiology Reviews *15*, 321–353 (1994).
Horn, M.: Molecular ecology of free-living amoebae and their bacterial endosymbionts: diversity and interactions. Dissertation, TU München 2001.
Horn, M., Wagner, M.: Dasein im Verborgenen. Bakterien, die in Acanthamöben leben. Biologie in unserer Zeit *31*, 160–168 (2001).
Jahnke, J.: Algenbiofilme auf Bodenoberflächen: Strukturanalyse an Paraffinschnitten. Mikrokosmos *90*, 149–156 (2001).
Jahnke, J.: Beobachtungen an terrestrischen Algenbiofilmen mit dem Hell- und Dunkelfeld-Auflichtmikroskop. Mikrokosmos *93*, 287–294 (2004).
Page, F. C., Siemensma, F. J.: Nackte Rhizopoda und Heliozoa. In: Matthes, D. (Hrsg.): Protozoenfauna Bd. 2. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1991.
Pussard, M., Pons, R.: Études des genres *Leptomyxa* et *Gephyramoeba* (Protozoa, Sarcodina) III. – *Gephyramoeba delicatula* Goodey 1915. Protistologica *12*, 351–383 (1976).
Smirnov, A. V.: Optimizing methods of the recovery of gymnamoebae from environmental samples: a test of ten popular enrichment media, with some observations on the development of cultures. Protistology *3*, 47–57 (2003).
Smirnov, A. V., Goodkov, A. V.: An illustrated list of the basic morphotypes of gymnamoebia (Rhizopoda, Lobosea). Protistology *1*, 20–29 (1999).
Smirnov, A. V., Brown, S.: Guide to the methods of study and identification of soil gymnamoebae. Protistology *3*, 148–190 (2004).

Verfasser: Dr. Joachim Jahnke, RWTH-Aachen, Institut für Botanik, Ökologie des Bodens, Worringerweg, D-52056 Aachen

Neue Medien

Bestimmungsliteratur zu Wasserorganismen

Der MIKROKOSMOS-Leser Hubert Ott gab uns einen Tipp, wo man zahlreiche Zitate für aktuelle Bestimmungsliteratur zu Protozoen und anderen Wasserlebewesen finden kann. Er verweist auf die Seite des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft: http://www.bayern.de/lfw/service/download/welcome.htm. Dort findet sich unter *Taxaliste der Gewässerorganismen Deutschlands* nicht nur die angekündigte Taxaliste, sondern auch eine ausführliche, kommentierte Liste von Bestimmungsliteratur zu allen Wasserorganismen, von den Bakterien bis hin zu den Wirbeltieren. Die Liste ist mit Stand 2002 recht aktuell, als pdf-file kostenfrei herunterladbar und sehr ausführlich (weit über 100 Seiten). Auch die Taxaliste selbst kann herunter geladen oder alternativ auf CD bestellt werden. Angaben für die gedruckte Version: Mauch, E., Schmedtje, U., Maetze, A., Fischer, F.: Taxaliste der Gewässerorganismen Deutschlands zur Kodierung biologischer Befunde. Informationsberichte Heft 1/03 (Mai 2003). Bayrisches Landesamt für Wasserwirtschaft, 2003.

Redaktion MIKROKOSMOS

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

Schäden bei Plankton aus der Konserve?

Richard Müller

Häufig ist es nötig, Planktonproben über längere Zeit aufzuheben. Im Unterricht kann man beispielsweise anhand von konserviertem Plankton im Anschluss an die mikroskopische Untersuchung eines Sees zeigen, welchen jahreszeitlichen Veränderungen die Lebewelt des Gewässers unterworfen ist. Anhand dieser fixierten Proben lässt sich auch die Entwicklung eines Gewässers nachvollziehen und belegen. So können möglicherweise auch später aufkommende Fragestellungen noch bearbeiten werden.

Aus diesem Grund wird in der Ökologischen Station in der Jugendherberge Sorpesee seit 2001 von jedem dort getätigten Netzfang ein Teil des Planktons konserviert und aufbewahrt. Dabei kamen zwei in der Standardliteratur empfohlene Methoden zur Anwendung: Eine Probe wurde in Formaldehyd fixiert. Dem in einem 10 ml-Polypropylenröhrchen (Typ N 100/15PP von KABE Labortechnik, Nümbrecht-Elsenroth) befindlichen Plankton wurde soviel Formaldehyd zugesetzt, dass eine Endkonzentration von 2–3% vorlag. Der zweiten Probe in einem gleichartigen Röhrchen wurde Lugol'sche Lösung, die 10% Eisessig enthielt, „bis zur Kognakfarbe" zugegeben. Beide Rezepte entsprechen den Angaben bei Schwoerbel (1994). Er warnt davor, dass in der Lugol'schen Lösung Kolonien bei längerer Aufbewahrung in Einzelzellen zerfallen können und empfiehlt deshalb Formalin für die längerfristige Aufbewahrung.

Anlässlich einer Untersuchung über die Veränderungen der Populationsstruktur bei Kieselalgen wurden Proben bis zurück ins Jahr 2002 durchmustert. Dank Schwoerbels Warnung war ich nicht verwundert, dass bei den anderthalb Jahre in Lugol'scher Lösung aufbewahrten Kolonien der Kieselalge *Asterionella formosa* der größte Teil der sternförmigen Kolonien nur noch als Einzelzellen vorlagen. Um hiergegen gewappnet zu sein, wurden ja gleichzeitig Formaldehydproben angelegt.

Doch hier war die Überraschung groß: Völlig neuartige *Asterionella*-Formen waren unter

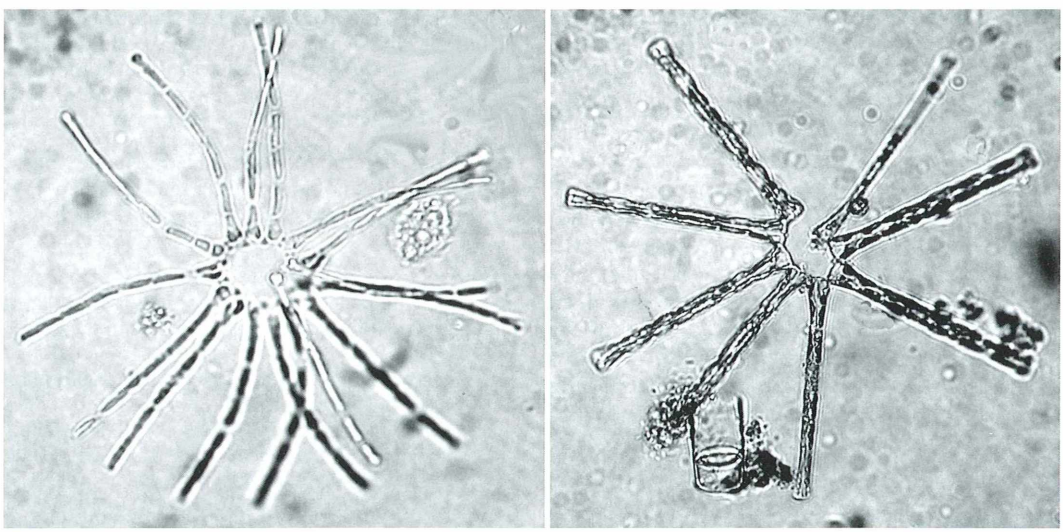


Abb. 1: Links die Diatomee *Asterionella formosa* nach 1,5 Jahren in 2% Formaldehyd, rechts die gleiche Alge frisch.

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

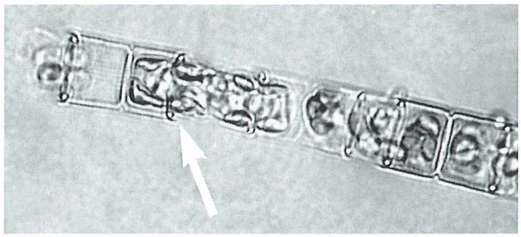


Abb. 2: Diatomee *Melosira italica* nach 1,5 Jahren in 2% Formaldehyd. Der Pfeil weist auf den stark korrodierten Rand der Zellwand hin, die rechts nachfolgende Zellwand fehlt bereits.

dem Mikroskop zu sehen. Die Schalen waren dünner geworden und die einzelnen Hälften hatten sich voneinander gelöst. Darüber hinaus bogen sich die beiden Schalenhälften in entgegengesetzter Richtung auseinander (Abb. 1). Die ebenfalls zu den Kieselalgen gehörige *Melosira italica* hatte zu einem Teil ihre Zellwand verloren, die Protoplasten hingen aber noch zusammen (Abb. 2).
Was war geschehen? Nachdem eine eigene Literaturrecherche ergebnislos blieb, erhielt ich per Internet mehrere Tipps von Fachkollegen. Da das längerfristige Aufbewahren von Plankton für viele Mikroskopiker interessant sein dürfte, möchte ich diese Hinweise den Lesern des Mikrokosmos nicht vorenthalten.

Probleme bei der Probenaufbewahrung

Ein grundlegendes Problem, unabhängig davon, ob die Probe in Lugol oder Formalin liegt, scheint das Aufbewahren in Kunststoffgefäßen zu sein (die wegen ihrer größeren Dichtheit im Vergleich zu den gläsernen Schnappdeckelgläschen gewählt wurden). Glasgefäße geben Silizium an das Wasser ab, welches dem Auflösen der Diatomeenschalen entgegenwirkt.
Die Beschädigung der Schleimverbindungen zwischen den Zellen wird der in der Lugol'schen Lösung enthaltenen Essigsäure angelastet. Darüber hinaus soll die Lugol'sche Lösung zum Schrumpfen der Zellen führen (Montagnes et al., 1994, Menden-Deuer et al., 2001).
Für das Auflösen der Silikatschalen von Diatomeen und Chrysophyceen wird besonders Formalin verantwortlich gemacht, da es sich im Laufe der Zeit in geringem Maße zu Ameisensäure umsetzt, welche diesen Vorgang verursacht. In der spärlichen Literatur hierüber wird dieser Vorgang auch beschrieben. Krammer und Lange-Bertalot (1986) teilen mit, dass zwar schwache Formalinlösungen die Feinstruktur von Diatomeen durch die gebildete Ameisensäure zerstören können; der Effekt sei aber so gering, dass nach 21 Monaten in Formalinlösungen bis zu einer Konzentration von 10% keine elektronenoptisch sichtbaren Veränderungen zu entdecken seien. Meine Beobachtungen zeigen jedoch, dass der Grad der Veränderung erheblich sein kann.

Tipps zur besseren Aufbewahrung von Planktonproben

Was lässt sich dagegen tun? Ein Gegenmittel gegen den Silikatmangel in Kunststoffgefäßen wäre das Zufügen von Glaskügelchen, eine Methode, die teilweise praktiziert wird. Allerdings dürften die Glaskügelchen das Zerbrechen der doch recht fragilen Organismen beschleunigen. Natürlich könnte man auch wieder die althergebrachten Glasgefäße verwenden und die Dichtigkeit ab und zu kontrollieren.
Bei der Verwendung von Formaldehyd wird empfohlen, es mit Hexamethylentetramin auf pH 7,5 abzupuffern. So wird die sich bildende Ameisensäure abgefangen und kann keinen Schaden mehr anrichten. Gerlach (1977) rät, einige Marmorstückchen zur Neutralisation in die Vorratsflasche zu legen.

Dank

Mit Dank an John A. Berges, Hedy Kling, Angela Shambaugh, Frithjof Sterrenburg und Jonathan Taylor, deren Hinweise mir sehr weitergeholfen haben.

Literaturhinweise

Gerlach, D.: Botanische Mikrotechnik, 2. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart 1977.
Krammer, K., Lange-Bertalot, H.: Bacillariophyceae. 1. Teil: Naviculaceae. In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H., Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 2/1. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1986.
Menden-Deuer, S., Lessard, E. J., Satterberg, J.: Effect of preservation on dinoflagellate and diatom cell volume and consequences for carbon biomass predictions. Mar. Ecol. Prog. Ser. 222, 41–50 (2001).

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

Montagnes, D. J. S., Berges, J. A., Taylor, F. J. R., Harrison, P. J.: Estimating carbon, nitrogen, protein and chlorophyll a from cell volume in marine phytoplankton: a comparison of optical and electronic particle counting techniques and the effect of fixation with Lugol's iodine. Limnology and Oceanography *39*, 1044–1060 (1994).

Schwoerbel, J.: Methoden der Hydrobiologie, 4. Auflage. Gustav Fischer Verlag, Jena 1994.

Verfasser: Richard Müller, Ökologische Station in der Jugendherberge Sorpesee, Am Sorpesee 7, D-59846 Sundern, e-mail: r.mueller@oeko-sorpe.de, Internet: www.oeko-sorpe.de

Nachricht



HYDRA ist eine internationale Gemeinschaft privater Institute, die seit Mitte der 80er Jahre europaweit in den Bereichen Gewässerforschung, Naturschutz, Umweltinformation und Meeresbiologie arbeiten.

Das Lehr- und Forschungszentrum Centro Marino Elba

Das Institutsgebäude mit Kurs- und Laborräumen und die Forschungstauchbasis des Centro Marino Elba liegen in der Bucht von Fetovaia, einer kleinen Ortschaft im Südwesten der Insel Elba. Mit ihrem feinen Sandstrand und einem sanft abfallenden Meeresboden bietet sie ideale Bedingungen für die Tauchausbildung und die Erforschung mariner Lebensräume. Ein Team von Wissenschaftlern und Tauchlehrern betreut die vielfältigen Aktivitäten im Rahmen der Praktika, Seminare und Tauchexkursionen.

Meer erleben und selbst erforschen

Die Tauchgründe Elbas zählen dank ihrer noch weitgehend intakten marinen Lebensräume zu den schönsten im Mittelmeer. Seegraswiesen und weite Sandflächen säumen formenreich bewachsene Felswände und Blockgründe in kristallklarem Wasser. Die Verbindung von meeresbiologischen Lehrveranstaltungen und Tauchkursen erschließt Schülern, Studierenden, Exkursionsleitern und Tauchern einen tieferen Einblick in die belebte Unterwasserwelt.
Den Kursteilnehmern wird die komplette Tauchausrüstung (inkl. Maske, Schnorchel, Neoprenanzug) zur Verfügung gestellt. Tauchsicherheit ist für uns selbstverständlich. Alle Boote sind mit Sprechfunk, Telefon und Notfallausrüstung bestückt. In der Inselhauptstadt Portoferraio befindet sich ein modernes Druckkammerzentrum.

Meeresbiologische Tauchkurse und Praktika

Schwerpunkte der Ausbildung am Institut für Meereswissenschaften sind meeresbiologische Exkursionen für Studierende der Biologie, Geographie und verwandte Fachrichtungen. Schulfahrten und Universitätsexkursionen finden bei uns einen idealen Stützpunkt. Für Sporttaucher, die die Unterwasserwelt besser kennenlernen wollen, werden meeresbiologische Tauchurlaube angeboten. Alle Kurse beinhalten geführte thematische Schnorchelausflüge oder Tauchgänge und Vorträge zur Theorie. Die praktische Arbeit findet in Labor- und Kursräumen statt, die mit Stereolupen, Mikroskopen, auch mit Video- und Fotoeinrichtung und diversen Laborgeräten ausgestattet sind. Im Rahmen der Kurse besteht die Möglichkeit, eine international anerkannte Tauchausbildung nach den Richtlinien des Verbandes Deutscher Tauchlehrer zu erhalten.

Exkursionen

Ökosystem Mittelmeer

Unter Wasser und im Kursraum lernen Sie die vielfältigen Aspekte des Ökosystems Meer kennen. Ausgewählte Beispiele aus chemischen und physikalischen Bereichen, aus der Meereskunde sowie aus Zoologie und Botanik geben Einblick in das komplexe System abiotischer und biotischer Faktoren. Schwerpunkte

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

der Taucharbeit bilden Messungen, Beobachtung, Probennahme und Dokumentation. Im Labor werden die gesammelten Organismen bestimmt und Wasser- und Sedimentanalysen durchgeführt.

Invertebraten des Mittelmeeres

Im Rahmen dieses Kurses werden die Systematik und Morphologie der wirbellosen Tiere des Mittelmeeres dargestellt. Jeder Tauchgang ist einer Tiergruppe gewidmet. Im Mittelpunkt steht das Beobachten, Beschreiben und Erkennen der Organismen. Eine theoretische Einführung in die morphologischen und ökologischen Charakteristika einzelner Tiergruppen und ihrer Lebensweise begleitet die praktische Kursraumarbeit.

Marine Lebensräume

Typische küstennahe Lebensräume des Mittelmeeres, wie Seegraswiese, Sandboden und Felsküste werden vorgestellt. Im Vordergrund der taucherischen Arbeit steht die Beobachtung der jeweils charakteristischen Tiere und Pflanzen sowie deren Standortbedingungen. Die Bestimmung der Organismen im Labor und die Untersuchung ihrer Anpassungen vertiefen das Verständnis für die ökologischen Wechselbeziehungen.

Termine Elba 2005

Frühjahr

23.03.–02.04.	Marine Lebensräume
03.04.–13.04.	Allgemeine Meeresbiologie

*Sommer**

19.07.–29.07.	Marine Zoologie
30.07.–09.08.	Spezialkurs Fische
10.08.–20.08.	Allgemeine Meeresbiologie
21.08.–31.08.	Allgemeine Meeresbiologie

Herbst

01.09.–11.09.	Allgemeine Meeresbiologie
12.09.–22.09.	Marine Zoologie
23.09.–03.10.	Marine Lebensräume
23.09.–03.10.	Methoden der Unterwasserforschung (nur Taucher/innen)

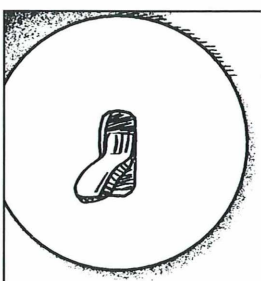
Preis
490 € (* Sommerkurse 520 €)
Bei der Teilnahme als Tauchschüler/in: zusätzliche Prüfungsgebühr 30 € (520 € bzw. 550 € (Sommerkurse))

Leistungen
10 Übernachtungen in Gruppenappartements, achttägiger Biokurs mit acht geführten Biotauchgängen bzw. achttägiger Biokurs und Tauchkurs, jeweils inklusive kompletter Leihausrüstung

Anmeldung und weitere Informationen
HYDRA Institut für Meereswissenchaften AG
Bothmerstr. 21
D-80634 München
Deutschland
Tel.: 0 89/130 60 131
Fax: 0 89/130 60 132
ifm@hydra-institute.com

Centro Marino Elba
Via del Forno 80
I-57034 Campo nell'Elba (LI)
Italia
Tel.: +39/0565 988 027
Fax: +39/0565 988 090
cme@hydra-institute.com

Redaktion MIKROKOSMOS



Kopfschmerz - abschalten

Menschen mit Kopfschmerzen würden den quälenden Schmerz am liebsten abschalten. Und tatsächlich: Hilfe ist möglich. Informieren Sie sich!

Die Broschüre "Kopfschmerzen - Anleitung zur Selbsthilfe" erhalten Sie bei Einsendung eines mit 0,77 € frankierten Rückumschlages (DIN A5) kostenlos bei

DEUTSCHES GRÜNES KREUZ e. V.
Stichwort: Kopfschmerz
Postfach 1207
35002 Marburg

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

Die Loricifera (Korsettträgerchen) – Winzlinge aus den Sandböden der Ozeane Teil 1: Die Nanaloricidae

Gunnar Gad

Die Existenz der Loricifera oder Korsettträgerchen und ihrer submikroskopischen Verwandten verdeutlicht auf exemplarische Weise, wie wenig wir über das Leben auf der Erde, ja sogar über den für unser eigenes Überleben so wichtigen Teil wissen. Wir wohnen auf einem weitgehend unerforschten Planeten (Wilson, 1997).

Wie der Altmeister der Zoologie Adolf Remane um 1930 feststellte, kann augenscheinlich sauberer Meeressand einen ganz eigenen Mikrokosmos von Tieren enthalten (Remane, 1933). Besonders die obersten sauerstoffreichen Schichten groben Sandes stellen einen Lebensraum dar, der von den kleinsten bekannten wirbellosen Tieren besiedelt wird. Eine noch nicht abzuschätzende Arten- und Formenvielfalt winziger Tiere schlängelt sich oder krabbelt durch das Lückensystem zwischen den Sandkörnern (Interstitium). Aufgrund ihrer Lebensweise haben sie ganz eigene Anpassungen entwickelt (Giere, 1993). Ihnen allen gemeinsam ist ein sehr beweglicher Körper, gute Haftorgane und vor allem eine geringe Größe. Das letzte Charakteristikum führte zu der Bezeichnung Meiofauna (Tiere unter 1 mm bis 63 µm Körpergröße; meion = kleiner, Fauna = Tierwelt), die sich von der Makrofauna (Tiere über 1 mm Körperlänge) abgrenzt. Es gibt von fast allen wirbellosen Tiergruppen, welche die Ozeane besiedeln, auch Vertreter in der Meiofauna. Adolf Remane entdeckte in seinen Pionierjahren, dass es auch Tiergruppen gibt, die ausschließlich zur marinen Meiofauna gehören. Als erstes wurden die Gnathostomulida oder Kiefermünder entdeckt (Ax, 1966). Dabei handelt es sich um kleine, abgeflachte, wurmförmige Vertreter, die über viele feine Wimpern auf der Körperoberfläche, einfache zwittrige Geschlechtsorgane und über gut ausgebildete Kiefer verfügen.

Entdeckungsgeschichte der Loricifera

Die Entdeckung der Gnathostomulida und die Arbeit Adolf Remanes inspirierten damals viele junge Zoologen. Deswegen machte sich in den siebziger Jahren auch Reinhardt Møbjerg Kristensen vom Zoologischen Museum in Kopenhagen auf, die Gnathostomulida in den dänischen Küstengewässern zu erforschen (Kristensen, 1983). Er entdeckte, dass grober Kalksand aus 12 m Wassertiefe in der Ostsee eine außergewöhnlich reichhaltige Meiofauna enthält. Darunter waren neben etlichen neuen Arten von Gnathostomulida und Tardigrada (Bärtierchen) auch zwei Tierchen mit unbekannter Organisation. Diese zwei Exemplare gingen bei den ersten Untersuchungen verloren. Seit dieser Zeit suchte R. M. Kristensen verstärkt nach weiteren Vertretern dieser rätselhaften Tiere.
Im Jahre 1983 erschien dann der sensationelle Bericht über eine neu entdeckte Tiergruppe, die Loricifera oder Korsettträgerchen (Kristensen, 1983). Bei einem Forschungsaufenthalt in Roscoff an der bretonischen Atlantikküste hatte Kristensen die Tiere gefunden, nach denen er so lange gesucht hatte. Er entdeckte, dass man eine außergewöhnlich gute Ausbeute von Bärtierchen erhält, wenn man groben Sand des Meeresbodens mit Süßwasser ausspült. Eben mit dieser Methode erhielt er auch 66 Individuen der ersten Loricifera-Art und nannte sie *Nanaloricus mysticus* (Abb. 1). Dieser Name, der in freier Übersetzung soviel wie „Geheim-

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

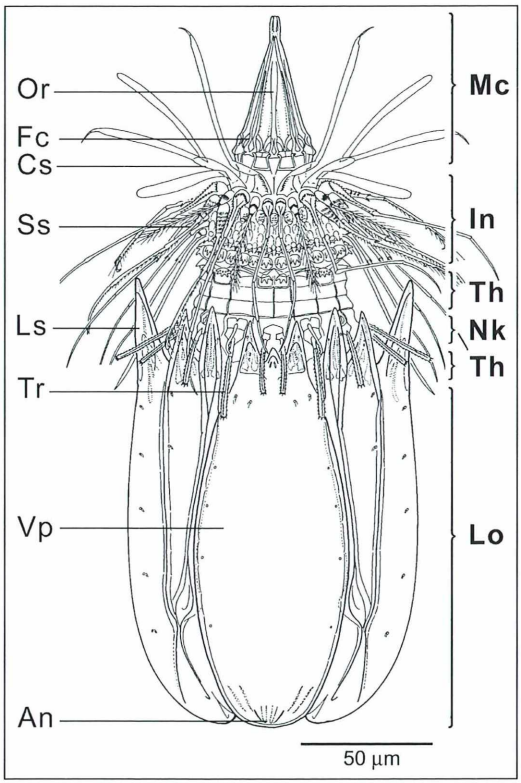


Abb. 1: Erwachsenes Männchen von *Nanaloricus mysticus*, Bauchseite. An Anus, Cs Clavoskalide, Fc Furca, In Introvert, Lo Lorica (Abdomen), Ls Loricastachel, Mc Mundkegel, Nk Nacken, Or Oralfurche, Ss Spinoskalide, Th Thorax, Tr Trichoskalide und Vp Ventralplatte der Lorica.

nisvolle Zwergkorsetter" bedeutet, war in der Tat gut gewählt. Noch heute, gut 20 Jahre nach ihrer Entdeckung, weiß man kaum etwas über die Loricifera. In dieser Zeitspanne wurden nur 11 weitere Arten beschrieben, die sich auf drei Gattungen verteilen, die wiederum zwei Familien (Nanaloricidae und Pliciloricidae) angehören (Kristensen, 1991a). Dieser Beitrag konzentriert sich auf die Nanaloricidae und beispielhaft auf deren bekanntesten Vertreter *N. mysticus*.

Charakterisierung der Loricifera

Loricifera gehören zu den kleinsten bekannten Vielzellern; im Durchschnitt messen erwachsene Vertreter der Nanaloricidae 250 µm (Abb. 2a und b). Damit bewegen sie sich in der Größendimension von bekannten Einzellern wie dem Pantoffeltierchen *Paramecium caudatum*. Während die einzelligen Pantoffeltierchen recht übersichtlich organisiert sind, haben die Loricifera eine äußerst komplexe Morphologie. Es erscheint paradox, dass Tiere so geringer Größe über alle, für wirbellose Tiere typische, voll ausgebildete Organsysteme verfügen. Sie haben ein Nervensystem, einen Verdauungstrakt mit Anhangsdrüsen und eine je nach Körperregion spezialisierte Muskulatur.

Gegenwärtig gilt die Lehrmeinung, dass tierische Zellen nicht kleiner als 2 µm sein dürfen, weil sonst die notwendigen Zellorganellen nicht mehr hineinpassen würden und der Stoffwechsel nicht mehr funktionieren könnte. Diese Meinung muss vielleicht revidiert werden, wenn sich herausstellt, dass die Loricifera, wie erste Untersuchungen zeigten, tatsächlich aus über 10.000 Zellen aufgebaut sind (Kristensen, 1991a). Einige ihrer Zellen würden dann das untere Größenlimit deutlich unterschreiten.

Der Körper der erwachsenen Loricifera (Abb. 1) wird in fünf Abschnitte unterteilt (Kristensen, 1983; Higgins und Kristensen, 1986): Mundkegel, Introvert, Nacken, Thorax und Lorica. Auf einen zugespitzten Mundkegel folgt das Introvert, das mit dem Nacken häufig eine Einheit bildet und somit einen Kopf formt. Für die Beweglichkeit des Kopfes sorgt der flexible Mittelkörper oder Thorax, über den der Kopf in den Hinterkörper oder das Abdomen zurückgezogen werden kann. Das Abdomen selbst ist durch eine dicke Kutikula gepanzert und wird namengebend für die ganze Tiergruppe auch als Lorica (Korsett) bezeichnet. Die Merkmale, anhand derer Arten unterschieden werden, befinden sich in allen Körperregionen, vor allem aber auf dem Introvert und Nacken.

Die äußere Anatomie der Erwachsenen

Mundkegel und Introvert

Von *N. mysticus* sind am meisten Details über die Körperorganisation bekannt (Kristensen, 1983, 1991a). Der große deutlich vom Introvert abgesetzte Mundkegel trägt acht äußere Oralfurchen, die sich an einer Stelle zu so genannten Furcae aufgabeln (Abb. 1, 2d). An den Furcae setzen intern die kräftigen Rückzieh-

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

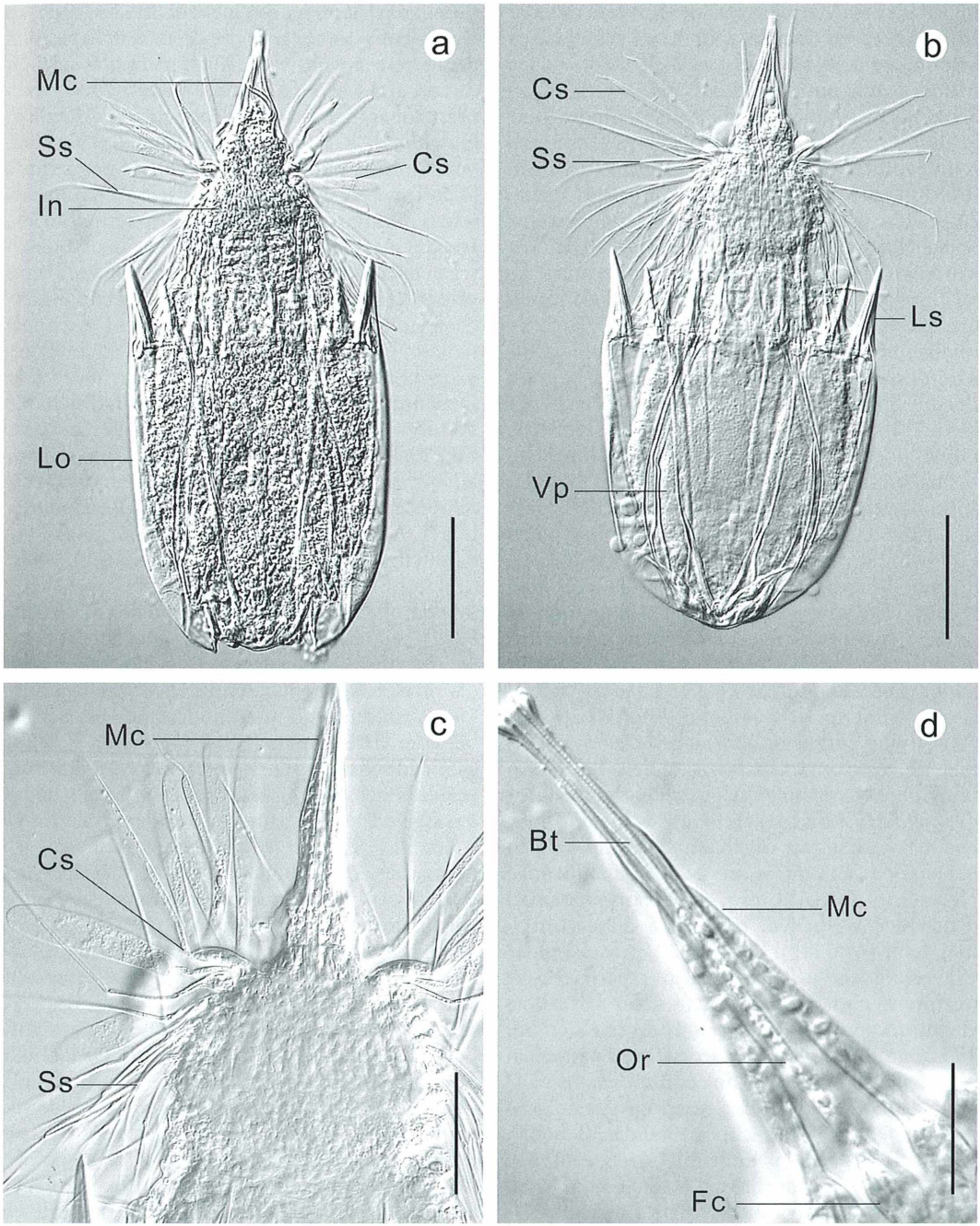


Abb. 2: *Nanaloricus mysticus*. a Männchen erkennbar an verästelten Clavoskaliden (Cs), außerdem gut sichtbar sind Introvert (In), Lorica (Lo) und Mundkegel (Mc), Bauchansicht, Maßstrich 50 µm. b Weibchen erkennbar an den einfachen Clavoskaliden (Cs), außerdem gut erkennbar sind Spinoskaliden (Ss), Loricastacheln (Ls) und Ventralplatte der Lorica (Vp), Bauchansicht, Maßstrich 50 µm. c Details der verästelten Clavoskaliden (Cs) am Kopfende einschließlich des Mundkegel (Mc) und der Spinoskaliden (Ss), Maßstrich 25 µm. d Mundkegel (Mc) mit ausgefahrenem Schlundrohr (Bt), kräftigen Oralfurchen (Or) und Furcae (Fu), Maßstrich 10 µm. Differentieller Interferenzkontrast (DIK) (sämtliche Fotos: Gunnar Gad; bis auf Abb. 3b alle Präparate aus der Sammlung von Reinhardt M. Kristensen).

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

muskeln des Mundkegels an. Im Inneren des Mundkegels verläuft ein extrem langes flexibles Schlundrohr (Abb. 3d), welches die enge Mundöffnung mit dem voluminösen, runden Schlund verbindet. Der große und runde Schlundmuskel oder Pharynx liegt tief im Inneren des Rumpfes hinter dem Gehirn. Er ist mit fünf Reihen kutikularer Plättchen ausgekleidet. Außerdem ist der Schlundmuskel von großen Speicheldrüsen umgeben und besitzt an seinem Vorderende eine dreistrahlige Armatur, eine Struktur des Mundrohres. Die Gänge der Speicheldrüsen verlaufen entlang des Schlundrohres und münden nahe der Mundöffnung. Eine Mundhöhle fehlt den Loricifera. Lediglich am Beginn des Schlundrohres befinden sich sechs kleine, nadelartige und ausfahrbare Stilette. Obwohl lebende Loricifera noch nie eingehend beobachtet wurden, lässt sich aus dem Bau des Mundkegels und des Schlunds herleiten, dass sie in der Lage sein könnten, wie Spinnen mit Hilfe von Sekreten ihrer großen Speicheldrüsen die inneren Gewebe ihrer Beute aufzulösen und herauszusaugen (extraintestinale Verdauung).

Einzigartige Kennzeichen der erwachsenen Tiere sind acht bis neun Kränze langer Anhänge auf dem Introvert, Skaliden (Kopfstacheln) genannt (Kristensen, 1983, 1991a). Die erste Reihe enthält immer acht besonders auffallende Skaliden, die Clavoskaliden (Blatt-Skaliden). Bei *N. mysticus* zeigt sich in der Struktur dieser Clavoskaliden ein Sexualdimorphismus. Die Clavoskaliden der Männchen teilen sich neben dem Hauptast in zwei keulenförmige Nebenäste auf (Abb. 2a, c), im Gegensatz zu denen der Weibchen, bei denen diese Aufteilung fehlt (Abb. 2b). Durch die Verästelung der Clavoskaliden wird eine größere Oberfläche erreicht. Es wird vermutet, dass dort vor allem Chemorezeptoren eingelagert sind (Kristensen, 1991a und b). Damit würden die Männchen über feine Antennen verfügen, mit denen sie die Weibchen aufspüren. Die Anhänge der folgenden Reihen werden als Spinoskaliden (Stachel-Skaliden) bezeichnet. Einige der 16 Spinoskaliden der zweiten und dritten Reihe sind extrem robust und erinnern auffällig an die gegliederten Beine von Arthropoden, wie zum Beispiel Krebse oder Insekten. Jede einzelne dieser Skaliden besitzt an ihrer Basis ein Paar kräftige Muskeln. Diese robusten Skaliden spielen vermutlich bei der Fortbewegung eine wichtige Rolle, indem sie den Körper der erwachsenen Loricifera in einer Form von Stemmkriechen durch das Sediment schieben. In der zweiten Reihe befinden sich neben den neun Skaliden des eben beschriebenen Typs noch sieben dünne und kurze Skaliden, die mit feinen Härchen überzogen sind. Von der vierten bis einschließlich siebten Reihe sind alle Skaliden haarförmig, dünn und flexibel. Gerade diese Skaliden stehen bei konservierten Tieren oft als wirrer Schopf ab und verdecken oftmals viele Details des Rumpfes. Ihre Funktion ist nach wie vor unklar. Die Skaliden der letzten und achten Reihe bilden robuste kutikulare Zähnchen.

Thorax und Nacken

Dem Introvert folgt der Thorax, der sich bei Nanaloricidae in weitere Untereinheiten aufteilt. Eine davon ist der Nacken, der von drei aufeinander folgenden horizontalen Reihen Basalplatten bedeckt ist. Die letzten Reihen Basalplatten tragen Anhänge besonderer Struktur, die so genannten Trichoskaliden (Haar-Skaliden). Sie sind kurz, abgeplattet, mäßig flexibel und haben drei deutlich gesägte Kanten. Von den insgesamt 22 Trichoskaliden sind sieben in Paaren angeordnet, die übrigen acht sind einzeln. Im Inneren der Trichoskaliden verläuft über ihre gesamte Länge ein dünner Kanal, in dem sich ein Sensor befindet (Kristensen, 1991b). Auch die Trichoskaliden scheinen sehr spezialisierte Anhänge zu sein. Bei dem Männchen von *N. mysticus* bildet das obere Paar auf beiden Seiten der großen ventralen Loricaplatte Klammerorgane, so genannte Klasper (Abb. 1), mit denen sie sich vermutlich während der Kopulation an das Weibchen anheften (Kristensen, 1991a).

Die bewegliche Region des Thorax (Abb. 1) erstreckt sich bei *N. mysticus* zwischen der ersten und zweiten Reihe Basalplatten und eine weitere Region folgt dem Nacken, wird jedoch von den großen Loricastacheln verdeckt. Die beiden Regionen haben eine dünne Kutikula und sind nur leicht durch dünne Falten unterteilt. Sie repräsentieren den Bewegungsapparat für die davor liegenden Körperabschnitte, insbesondere das Introvert, das wahrscheinlich zur Fortbewegung ruckartig ein- und ausgezogen wird.

Lorica

Das voluminöse Abdomen ist von einer äußerst dicken Kutikula überzogen, die sich bei *N. mysticus* in sechs große Platten unterteilt (Abb. 1). Auf der Oberfläche der Kutikula ist eine charakteristische, netzartige Ultrastruktur in Bie-

© Elsevier GmbH. Alle Rechte vorbehalten; http://

nenwabenform erkennbar (Abb. 3c). Dieser Körperpanzer, die Lorica, scheint ein wirkungsvoller Schutz für den Körper zu sein, besonders wenn Introvert und Thorax darin zurückgezogen werden. Der vordere Rand der Lorica trägt 15 kräftige Stacheln, die von Drüsengängen durchzogen sind (Kristensen, 1991b). Wehrdrüsen an dieser Stelle dürften eine wirkungsvolle Abschreckung für andere Räuber der Meiofauna sein. Neben diesen Drüsen durchlöchern viele Drüsenporen die Loricaplatten, konzentrieren sich jedoch vor allem an deren Rändern. Jede dieser Poren gehört zu einer subkutanen Drüse. Auf der Rückenseite befinden sich in der zweiten Loricahälfte Vierergruppen kleiner Sinnesorgane, die Flosculi (Blümchen, Abb. 3c). Dabei handelt es sich um Poren, die von sechs kleinen Papillen umgeben sind. Der Rumpf endet mit einem auf die Bauchseite verschobenen Analkegel, in dessen Zentrum sich die Kloakenöffnung befindet.

Die innere Anatomie der Erwachsenen

Bis auf einige Details ist über die innere Anatomie der Loricifera noch nicht viel bekannt, sie lässt sich aufgrund der geringen Größe nur schwer studieren (Kristensen, 1991a und b). Hierfür bräuchte man exzellent fixierte Individuen, die man transmissionselektronenmikroskopisch untersuchen müsste. Daran fehlt es bis jetzt jedoch. Bisher standen nur Loricifera zur Verfügung, die durch die Süßwasserschock-Methode gewonnen wurden. Diese Behandlung zerstört aber weitgehend die Zellverbände von Geweben und Organen.

Zwischen Mundkegel und muskulärem Schlund befindet sich das massige Gehirn. Die acht Rückziehmuskeln des Mundkegels durchziehen das Gehirn und teilen es in acht Untereinheiten. Diese Passage der Mundkegel-Retraktoren durch die Hirnmasse ist eine Besonderheit, die nur bei den Loricifera vorkommt (Kristensen, 1991a). Das Nervensystem besteht aus einem Hauptnervenstrang, der sich auf der Bauchseite ausmachen lässt. Noch im Bereich von Introvert und Thorax bildet der Nervenstrang mehrere Ganglien, die der Innervierung der Skaliden dienen. Ein großes in der Lorica gelegenes Ganglion innerviert unter anderem die Flosculi. Dem Schlundkropf folgt ein sackartiger, einheitlicher Magen-Darm-Trakt, in dessen Wänden granuläre Speicherzellen eingelagert sein können. Ein kurzer sich verjüngender Enddarm endet in der Kloake, in der sich bei den männlichen Tieren auch ein Paar Begattungsstacheln (Spicula) befindet. Die Geschlechtsorgane sind, verglichen mit der Körpergröße der Tiere, verhältnismäßig groß. Bei den Männchen liegen die blasenförmigen Hoden rechts und links des Magen-Darm-Traktes. Sie enthalten große Mengen Spermien. Bei den Weibchen befinden sich in gleicher Lage die Ovarien, jedoch nur eines davon ist voll ausgebildet und nimmt fast die ganze Leibeshöhle ein. Dieses Ovarium enthält zeitweise nur ein einziges voluminöses Ei. Anscheinend werden die großen Eier nacheinander gebildet und in Serien ins Sediment abgelegt. Ein Charakteristikum der Loricifera sind ebenfalls die Exkretionsorgane oder Protonephridien, die in den Geschlechtsorganen liegen und mit ihnen verschmolzen sind (Kristensen, 1991a). Die Ausführgänge der Protonephridien münden in die Kloake und sind gleichzeitig die Ausführgänge für Spermien und Eier (Kristensen, 1991b). Da die Männchen über Spicula verfügen, wie sie von Nematoden (Fadenwürmern) bekannt sind, und die Trichoskaliden rechts und links neben der großen Ventralplatte der Lorica zu Klammerorganen umgebildet sind, gilt als wahrscheinlich, dass eine innere Befruchtung stattfindet. Für diese Annahme sprechen auch einige weibliche Exemplare, in deren Ovarien neben heranreifenden Eiern auch Spermien enthalten sind.

Das Larvenstadium

Mundkegel und Schlund

In den Entwicklungszyklen der Loricifera tritt neben den getrennt geschlechtlichen erwachsenen Tieren ein morphologisch abweichendes Larvenstadium auf (Kristensen, 1983, 1991a). Die genaue Anzahl der Larvenstadien ist bisher nicht genau bekannt, jedoch lassen sich fünf bis sieben verschiedene Größenklassen unterscheiden. Zwischen den Entwicklungsstadien findet eine Häutung statt.

Die Larven werden auch als Higgins-Larven bezeichnet. Damit wird der Meiobenthologe Robert P. Higgins geehrt, der nachweislich als erster ein larvales Korsettträgerchen im Jahre 1970 erwähnte, ohne dessen Status als eigene Tiergruppe zu erkennen (Higgins und Kristensen, 1986). Die Larven haben einen ähnlich gegliederten Körper wie die Erwachsenen

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

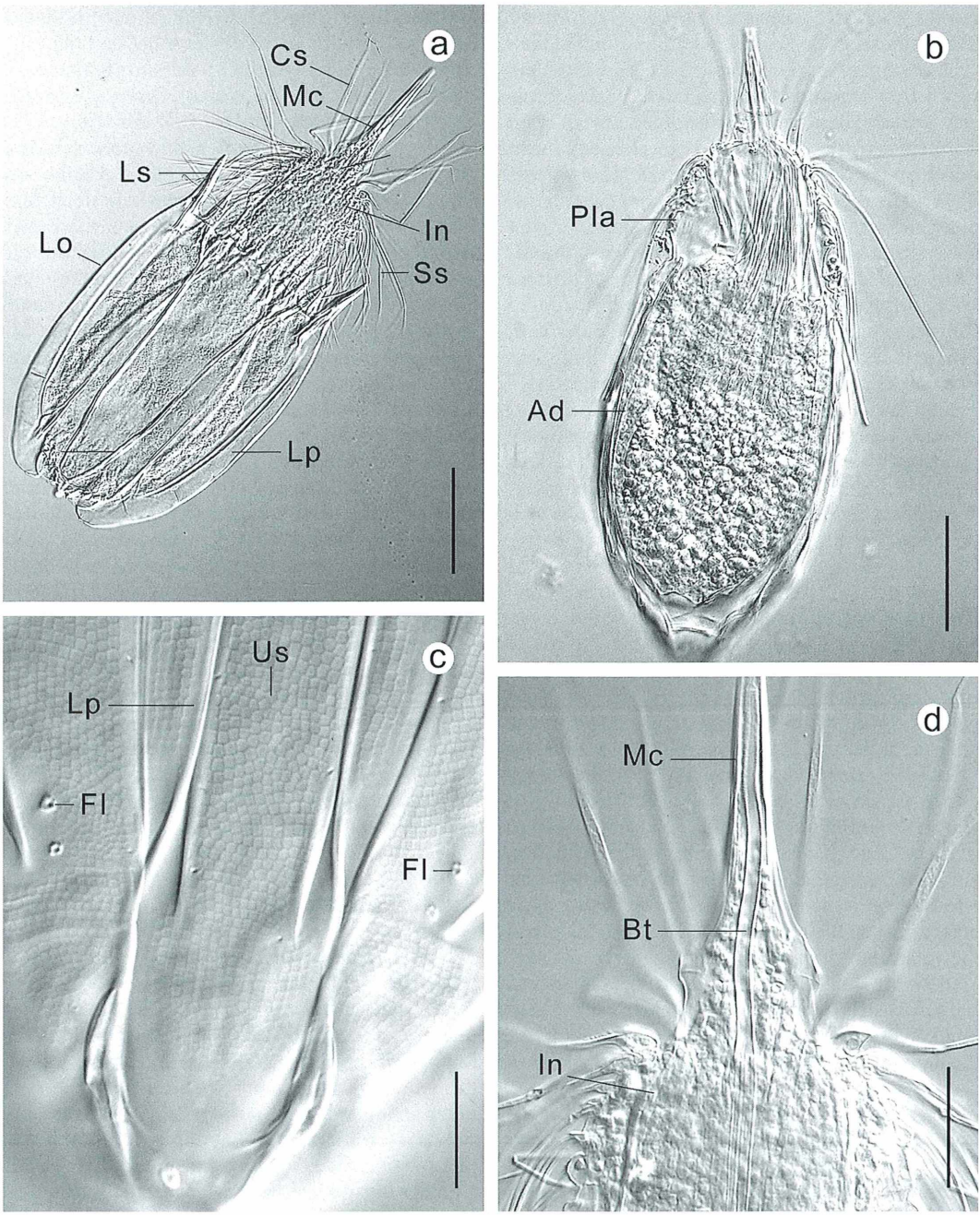


Abb. 3: a Eine neue Art der Nanaloricidae, weibliches Individuum mit einfachen Clavoscaliden (Cs), Körper unterteilt in Mundkegel (Mc), Introvert (In) und Lorica (Lo), letztere mit Loricastacheln (Ls) und (Lp) Loricaplatten, Maßstrich 50 µm. b Postlarve (Pla) einer neuen Art, die ein geschlechtsreifes, sich gerade gehäutetes Männchen (Ad) enthält, Maßstrich 50 µm. c hinteres Ende der Lorica in ventraler Ansicht; gut zu erkennen sind die Grenzen der Loricaplatten (Lp), die wabenartige Oberflächenstruktur der Kutikula (Us) und die kleinen Sinnesorgane (Fl Flosculi), Maßstrich 10 µm. d Schlundrohr (Bt), das nach dem Mundkegel (Mc) auch das gesamte Introvert (In) durchläuft, Maßstrich 25 µm (DIK).

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

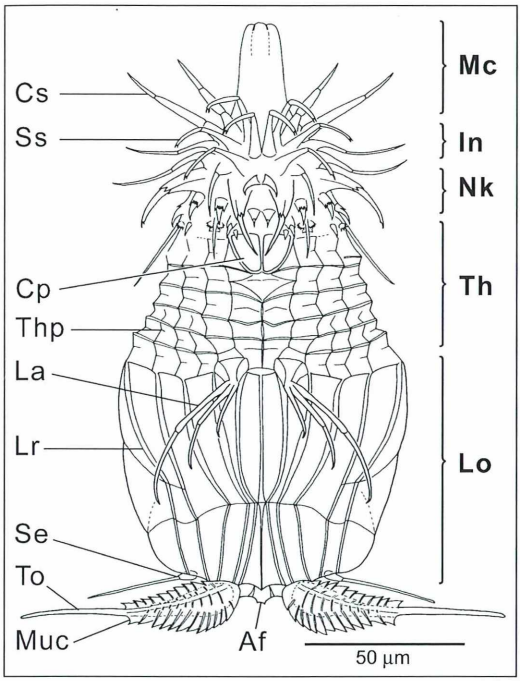


Abb. 4: Higgins-Larve von *Nanaloricus mysticus*, Bauchseite. Af Analfeld, Cs Clavoskalide, Cp Verschlussplatte, In Introvert, La lokomotorischer Anhang, Lo Lorica (Abdomen), Lr Loricafalte, Mc Mundkegel, Muc Mucrones, Nk Nacken, Se Sinnesborste, Ss Spinoskalide, Th Thorax, To Zehe, Thp Thoraxplatte.

(Abb. 4, 5a), weichen jedoch in vielen Merkmalen erheblich von ihnen ab. Sie verfügen über einen zylindrischen Mundkegel, der auf breiter Basis am Introvert ansetzt, jedoch kaum davon abgesetzt ist. Der längliche und muskulöse Schlund liegt auf der Höhe des Mundkegels und besitzt keine Armatur oder Auskleidung mit Plättchen. Die Larven nutzen aufgrund dieser morphologischen Unterschiede vermutlich eine andere Nahrungsquelle als die erwachsenen Loricifera. Der einfache Schlundmuskel wäre gut geeignet, um Bakterienfilme abzuweiden, einzelne Detritusflocken einzuverleiben beziehungsweise kleinere Organismen wie Einzeller zu überwältigen und herunter zu schlingen.

Introvert und Nacken

Introvert und Nacken bilden einen einheitlichen Kopf und sind nicht so deutlich getrennt wie bei den erwachsenen Loricifera. Der Kopf trägt kurze, stachelartige oder hakenförmig transformierte Skaliden. Deren Anzahl pro Reihe ist maximal halb so groß wie bei den Erwachsenen (Abb. 2, 4a). Außerdem werden nicht mehr als sieben Skalidenreihen ausgebildet. Acht Clavoskaliden bilden auch bei den Larven den ersten Kranz, jedoch unterscheiden sie sich nicht so sehr von den folgenden Skaliden. Bei den Larven von *N. mysticus* sind die einzelnen Skaliden ab der dritten Reihe mehr oder weniger stark transformiert. Die Skaliden des zentralen Sektors auf der Unterseite des Kopfes sind extrem zu Haken umgewandelt (Abb. 4, 5b). Dort hat sich vermutlich ein Klammerapparat ausgebildet, mit dem sich die Larven am Untergrund festhalten können. Dem larvalen Kopf folgt eine Region, die den Erwachsenen fehlt, der so genannte Kragen. Dabei handelt es sich um einen kurzen Körperabschnitt, der bei der Larve von *N. mysticus* hauptsächlich aus zwei großen Platten auf der Bauchseite besteht (Abb. 4, 5b). Die Platten verschließen den folgenden Thorax, wenn das Introvert eingezogen wird. Ein solcher Verschluss fehlt den erwachsenen Nanaloricidae. Ihre langen Skaliden können nicht vollständig eingezogen werden und bleiben daher mit dem umgebenen Medium in Kontakt.

Thorax und Lorica

Der larvale Thorax selbst ist in horizontale fünf bis sechs Plattenreihen unterteilt und trägt keine Anhänge (Abb. 4). Die Einheit des flexiblen Thorax erinnert an den Blasebalg eines Akkordeons und dürfte ebenso beweglich sein. Wie der Thorax der erwachsenen Tiere dient der Thorax der Larven als Bewegungsapparat für die vorderen Körperabschnitte. Auf der ventralen Übergangszone des Thorax zum Abdomen befinden sich paarige Dreiergruppen kräftiger Anhänge (Abb. 4, 5c). Diese erinnern an die Skaliden des Kopfes. Sie spielen vermutlich eine Rolle bei der Fortbewegung oder dienen zusätzlich zum Festhalten an den Sandkörnern. Die Lorica des larvalen Abdomens ist weniger deutlich ausgebildet als bei den Erwachsenen und wird auf ihrer gesamten Länge von tiefen Längsfalten unterteilt (Abb. 5c). Das unverwechselbare Merkmal der Larven sind die Zehen, zwei robuste Anhänge am Hinterende, die nach vorn gerichtet sind. Sie sind an ihrer Basis blattförmig, abgeflacht und durch Strukturen verbreitert, die als Mucrones bezeichnet

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

werden (Abb. 4, 5a). Eine Art Kugelgelenk gibt den Zehen Beweglichkeit in alle Richtungen. Nach Kristensen (1991a) sollen die Larven mit propellerförmigen Bewegungen der Zehen schwimmen. Man kann mit Sicherheit davon ausgehen, dass sich die Larven mit Hilfe der Zehen durch das Lückensystem des Sandes schieben können. Ebenfalls ist sicher, dass die Zehen zur Anheftung an den Untergrund dienen. Die Zehen sind innen hohl und werden von langen Drüsengängen durchzogen, die zu runden Drüsenpaketen gehören. Diese Drüsen füllen das letzte Viertel des Hinterleibes aus und entleeren sich über feine Poren in den abgeflachten Basen der Zehen. Auch die Erwachsenen verfügen in diesem Körperabschnitt über Drüsen, deren Ausführgänge sich im Bereich des Analkegels befinden.

Die meisten Tiere der Meiofauna sind reich mit Drüsen ausgestattet, von denen einige Haftsekrete und andere Ablösungssekrete produzieren (Giere, 1993). Die vielen Drüsentypen der Loricifera sind vermutlich der Grund, warum sie sich so ausgezeichnet an den Sedimentpartikeln anheften können, sodass nur ein Süßwasserschock sie zu lösen vermag. Dies könnte auch erklären, warum die Loricifera so spät entdeckt worden sind.

Am Hinterende der Larven befinden sich neben den Zehen noch drei Paar Sinnesborsten, die sich rund um das rückwärtige Analfeld anordnen (Abb. 5d). Das terminale Borstenpaar ist fast vollständig reduziert. Außerdem befinden sich auf dem Analkegel drei Flosculi mit blütengleich angeordneten Papillen.

Aufgrund der Unterschiede in den Strukturen für Nahrungsaufnahme, Fortbewegung und Anheftung ist zu vermuten, dass Larven und Erwachsene im gleichen Sediment in unterschiedlichen ökologischen Nischen leben.

Die Postlarve

Im Entwicklungszyklus der Loricifera gibt es noch ein weiteres Entwicklungsstadium. Nach der Metamorphose schlüpft aus der letzten Larvenhülle eine Postlarve, die als ein Jugendstadium angesehen werden kann (Abb. 3b). Sie gleicht fast vollständig einem ausgewachsenen weiblichen Tier (Kristensen, 1991a). Die einzigen Unterschiede bestehen darin, dass die Geschlechtsorgane noch nicht entwickelt sind, die sechste Reihe Skaliden noch nicht ausgebildet ist, und dass die Postlarve deutlich kleiner ist als die geschlechtsreifen Tiere, die aus ihrer Hülle schlüpfen (Abb. 3b). Vermutlich dient die Postlarve dem postlarvalen Wachstum, denn die Larven der Nanaloricidae sind ebenfalls deutlich kleiner als die erwachsenen Geschlechtstiere. Bei dem anderen Taxon der Loricifera, den Pliciloricidae, sind die Larven deutlich größer als die Erwachsenen und bei ihnen tritt eine frei lebende Postlarve des *Nanaloricus*-Typs nicht mehr auf.

Fundorte, Verbreitung und neue Arten

Lange Zeit waren zwei Vertreter der Nanaloricidae bekannt. Nach *N. mysticus* wurde 1989 von Todaro und Kristensen die Art *N. khaitatus* beschrieben, die aus nur 7 m Wassertiefe des Mittelmeeres stammt (Todaro und Kristensen, 1989) und als unzureichend beschrieben gilt (Gad, 2004a). Es liegen nur elektronenmikroskopische Aufnahmen vor, die vom Typenmaterial nur die wesentlichen Merkmale unvollständig zeigen. Für eine adäquate Artbeschreibung sind Zeichnungen nötig, die ein Wiedererkennen derselben möglich machen.

Mittlerweile mehren sich Funde von Nanaloricidae von allen Meeresküsten, die auf eine weltweite Verbreitung und hohe Artenvielfalt hindeuten (Todaro und Kristensen, 1989; Kristensen, 2003; Kristensen und Gad, 2004). Beispielsweise fand Kristensen in den Jahren nach der Entdeckung von *N. mysticus* allein in Roscoff fünf neue Arten (Gad und Kristensen, 2002). Darunter sind zwei neue *Nanaloricus*-Arten, die *N. mysticus* sehr ähnlich sind und sich am besten anhand der Männchen unterscheiden lassen. Bei der einen Art sind die Äste der Clavoskaliden deutlich verbreitert, bei der anderen ist die Rückenplatte der Lorica fast vollständig durch zwei zusätzliche Längsfalten geteilt. Zwei weitere dieser neuen Arten von Roscoff gehören zu der kürzlich beschriebenen Gattung *Armorloricus* (Kristensen und Gad, 2004), bei der die Erwachsenen einen kurzen Mundkegel haben, der jedoch in ein sehr langes dünnes Mundrohr ausläuft. Die Lorica ist bauchiger und ihre Platten sind weiter unterteilt. Die charakteristische wabenartige Ultrastruktur, die bei Arten der Gattung *Nanaloricus* vorkommt, fehlt ihnen. Die Oberfläche der Kutikula ist stattdessen glatt und glänzend. Auch die dazugehörigen Larven wurden gefunden.

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

Ihre Zehen haben kürzere, aber breitere, abgestutzt wirkende Mucrones, die in zwei deutlich divergierenden Spitzen enden. Die fünfte neue Art repräsentiert ebenfalls eine eigene Gattung und ist nur durch ein einziges, aber hervorragend konserviertes Weibchen vertreten (Abb. 3a).

Vertreter der Nanaloricidae leben anscheinend in den oberen, sauerstoffreichen Schichten des Sediments (Higgins und Kristensen, 1988) und sind ein echtes Element der Meiofauna, das heißt sie leben im Sediment und bewegen sich zwischen den Sandkörnern. Entscheidend für ihr Vorkommen ist eine diverse, formenreiche Meiofauna bei gleichzeitig geringer Präsenz von Makrofauna. Wichtig ist auch die Beschaffenheit des Sediments. Kristensen (1983) erwähnte, dass seine zuerst in der Ostsee entdeckten Loricifera in *Amphioxus*-Sand vorkamen. Diese Fraktion des Sandes, die durch Grobkörnigkeit und Vorkommen des Lanzettfischchens (*Branchiostoma*, der alte Name lautete *Amphioxus*) charakterisiert ist, gibt es auch vor Helgoland. Jedoch ist der *Amphioxus*-Sand dort ein Quarzgemisch, in dem bisher keine Loricifera entdeckt wurden. Der *Amphioxus*-Sand des Fundortes in der Ostsee setzt sich demgegenüber aus kalkhaltigem Sediment zusammen. Die Beobachtung, dass Nanaloricidae kalkige Sedimente bevorzugen, trifft bisher auch auf alle anderen Fundorte zu, einschließlich der bisher ergiebigsten bei Roscoff. Bisher wurden Nanaloricidae fast ausschließlich in Küstennähe und in bis zu 50 m Wassertiefe gefunden. Eine Ausnahme bildet der bisher ursprünglichste Vertreter der Nanaloricidae, der auf dem Plateau der Großen Meteorbank, einem Unterwassertafelberg in der Nähe der Azoren (Atlantik) in 300 m Tiefe gefunden wurde (Gad, 2004a). Diese neue Art vermittelt in ihren Merkmalen zwischen den Nanaloricidae und Pliciloricidae (Gad, 2002b). Bei ihr ist unter anderem die Lorica noch aus teilweise zu Platten verschmolzenen Längsfeldern zusammengesetzt (Gad, 2004a). Aus der Tiefsee gibt es nur einen Nachweis der Nanaloricidae, aus der Nähe des Bismarck-Archipels bei Papua-Neuguinea (Pazifik), wo aus 1.800 m Tiefe des Kilinailau Grabens eine Larve geborgen wurde, die eine Postlarve enthält und vulkanisch beeinflusste, aschehaltige Sedimente bewohnte (Gad, 2004b). Ansonsten sind Loricifera in der Tiefsee durchaus weit verbreitet. Sie gehören jedoch überwiegend zu neuen Arten oder neuen Taxa, die der anderen bisher bekannten Familie, den Pliciloricidae, nahe stehen (Gad, 2002a).

Die nächste Verwandtschaft der Loricifera

Als nächste Verwandte der Loricifera gelten die Kinorhyncha (Stachelrüssler) und die Priapulida (Eichelwürmer) (Malakhov und Adrianov, 1995; Ax, 2001). Dabei handelt es sich ebenfalls um exklusiv marin vorkommende Tiergruppen. Loricifera, Kinorhyncha und Priapulida verfügen als gemeinsame Merkmale über eine ähnliche Körpergliederung, Skaliden, die in Reihen angeordnet das Introvert bedecken und Sinnesorgane in Form von blütengleichen Flosculi (Lemburg, 1999). Durch die Beobachtung von lebenden Kinorhyncha, die über ähnlich gestaltete Skaliden verfügen, lassen sich unter anderem Rückschlüsse auf die Fortbewegung der Loricifera ziehen.

Die Priapulida sind der biologischen Wissenschaft schon seit den Zeiten Carl von Linnés, seit etwa 1670 bekannt. Erwachsene Priapulida werden 12–20 cm groß, eine relativ neu entdeckte arktische Art erreicht sogar 50 cm Körperlänge (Storch, 1996). Ihre Larven sind jedoch klein und leben wie die Erwachsenen im Sediment. In dieser Phase sind sie rund zwei Jahre lang ein Bestandteil der Meiofauna (Van der Land, 1970). Sie haben ebenfalls eine Lorica, die den Hinterkörper bedeckt. Diese Ähnlichkeit in der Gestalt hat dazu geführt, dass manche Meiobenthologen die Loricifera für eine neotene Gruppe halten, die aus den Larven der Priapulida entstanden ist (Warwick, 2000). Neotenie bedeutet, dass erwachsene Tiere über Merkmale verfügen, die gewöhnlich bei ihren Larven oder Jugendstadien auftreten. Wenn sie dabei auch noch über eine vorverlegte Geschlechtsreife verfügen, das heißt über schon voll entwickelte Geschlechtsorgane, dann wird dies als Progenesis bezeichnet. Dieses Prinzip scheint für die Evolution einer Reihe von Tiergruppen der Meiofauna typisch zu sein (Westheide und Rieger, 1996). Dadurch war ihnen die Möglichkeit gegeben, noch nicht realisierte ökologische Nischen im Sandlückensystem erfolgreich einzunehmen. Doch im Fall der Loricifera ist diese Ansicht einer progenetischen Entstehung nicht haltbar. Eine genaue Analyse der Merkmale zeigt, dass lediglich die Larven sowohl der Loricifera als auch der Priapulida

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

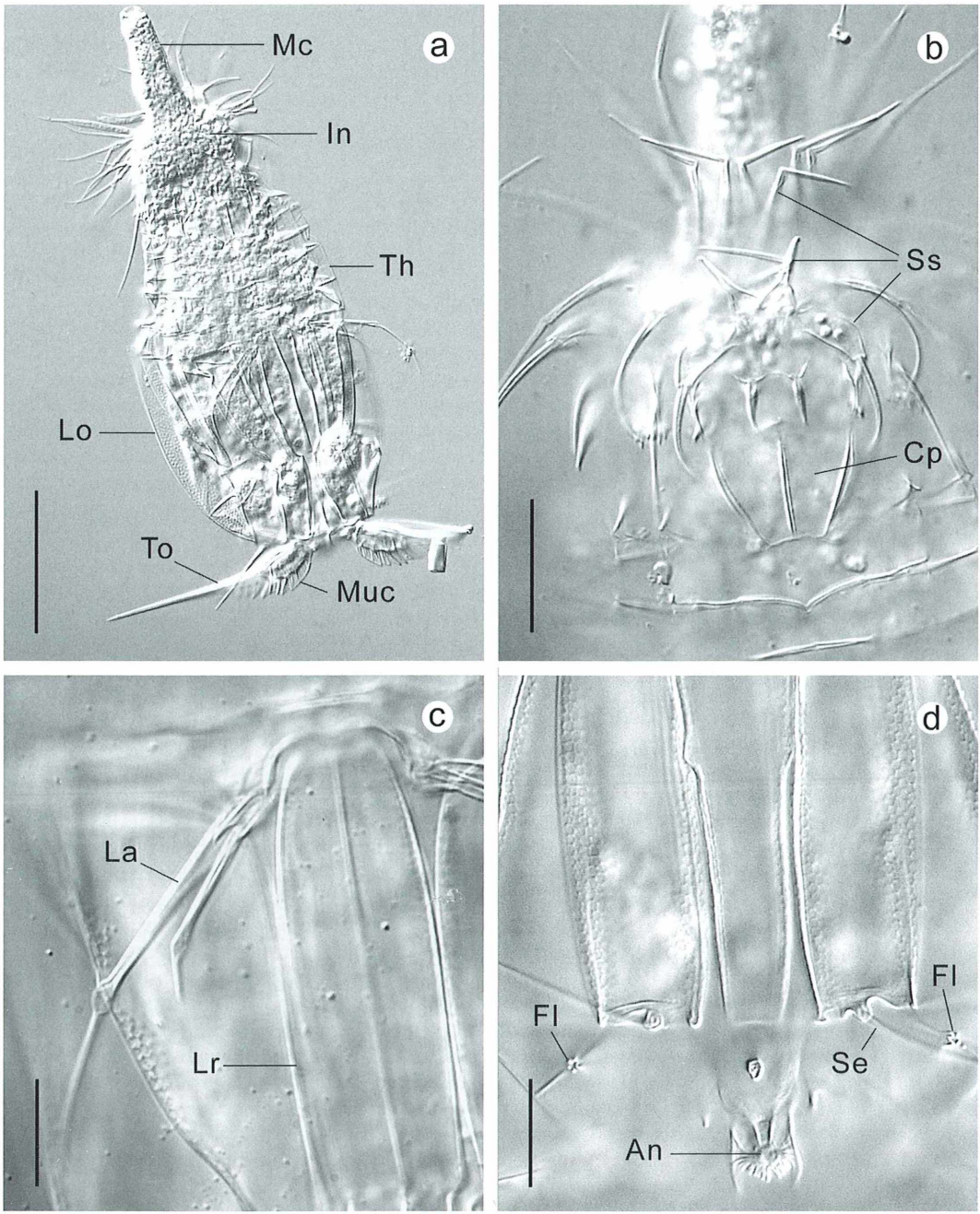


Abb. 5: *Nanaloricus mysticus*. a Higgins-Larve, Habitus mit charakteristischen Merkmalen wie Introvert (In), Lorica (Lo), Mundkegel (Mc), Thorax (Th) und Zehen (To) mit Mucrones (Muc), Bauchseite, Maßstrich 50 µm. b Ansicht des Kopfes mit dicht stehenden Spinoskalidenreihen (Ss) und dem Paar großer Verschlussplatten (Cp) der Bauchseite, Maßstrich 20 µm. c Lokomotorische Anhänge (La) auf der Bauchseite am Anfang der durch Loricafalten (Lr) unterteilten Lorica, Maßstrich 10 µm. d Rückenansicht auf das hintere Ende der Lorica mit Sinnesborsten (Se), Flosculi (Fl) und dem Anus (An), Maßstrich 10 µm (DIK).

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

eine deutliche Ähnlichkeit aufweisen. Angesichts der nahen Verwandtschaft beider Taxa und der urtümlichen Merkmale, die sie teilen, ist dies auch nicht weiter erstaunlich. Ein weiteres Argument gegen eine progenetische Entstehung der Loricifera ergibt sich aus dem Vergleich der Entwicklungszyklen. Es tauchen die gleichen Entwicklungsstadien auf: Loricate Larven, Postlarven und zweigeschlechtliche Erwachsene. Angenommen, die Loricifera wären progenetisch, dann dürfte ein morphologisch deutlich abweichendes Larvenstadium nicht mehr auftreten, es sei denn, es hätte sich noch einmal völlig neu entwickelt, was unwahrscheinlich ist.

Während es an der nahen Verwandtschaft der Loricifera mit den Priapulida wenig Zweifel gibt, ist unklar, wem von beiden die Kinorhyncha am nächsten stehen. Die Kinorhyncha sind eine Tiergruppe, die wie die Loricifera ausschließlich in der Meiofauna vorkommt. Die Kinorhyncha wurden bereits 1850 entdeckt, jedoch war ihre Stellung im Tierreich lange umstritten (Zelinka, 1928; Giere, 1993; Neuhaus und Higgins, 2002). Sie wurden aufgrund ihrer stacheligen Körperoberfläche sowohl den Stachelhäutern (Seeigel etc.) zugerechnet als auch wegen der Scheinsegmentierung ihres Körpers in 11 Zonite für krebsartige Arthropoden gehalten. Bei der Diskussion über ihre verwandtschaftliche Beziehung zu den Loricifera ist das größte Problem, dass die Kinorhyncha nicht über Larvenstadien verfügen. Sie haben stattdessen ungefähr sieben Jugendstadien, die sich nicht grundlegend von den erwachsenen Tieren unterscheiden. Hier werden noch detaillierte Studien notwendig sein, um unter anderem zu klären, ob Larvenstadien bei den Kinorhyncha einstmals vorhanden gewesen sind oder nicht.

Mikroskopische Techniken

Loricifera von den bewohnten Sedimenten zu trennen, ist mit einigem Aufwand verbunden. Relativ einfach ist der erste Schritt, bei dem man diese kleinen Wirbellose einem osmotischen Schock aussetzt (Kristensen, 1983; Higgins und Kristensen, 1988), indem man die Sedimente mit Süßwasser oder Mineralwasser durchspült. Dabei besteht jedoch die Gefahr, dass die Gewebe und Organe beschädigt werden. Der osmotische Schock löst nicht nur die Loricifera von Sedimentpartikeln, sondern bewirkt häufig, dass alle Körperabschnitte ausgestreckt vorliegen. Die kräftige Körperkutikula erlaubt jedoch solche rüden Methoden, ohne dass die Tiere platzen. Die abgelösten Loricifera müssen zur weiteren Behandlung vollständig vom Sediment getrennt werden.

Die klassische Methode wäre, den frisch genommenen Proben Kongorot hinzuzufügen, um die darin enthaltene Meiofauna anzufärben, damit sie zwischen den Sedimentpartikeln erkannt und aussortiert werden kann (Higgins und Thiel, 1988). Doch diese Methode ist zu aufwändig, besonders, wenn die gesuchten Tiere nicht häufig vorkommen, was auf die Loricifera fast immer zutrifft. Außerdem versagt diese Methode bei lehmigen oder schlammigen Sedimenten vollständig. Die Blasentechnik (Higgins und Thiel, 1988; Neuhaus, 2003), bei der Luft in Form von kleinen Bläschen durch das Sediment gepumpt wird, die dann die Tiere der Meiofauna erfassen und zur Wasseroberfläche befördern, wo sie sich ansammeln, funktioniert zwar ausgezeichnet bei Kinorhyncha, nicht aber bei Loricifera. Bei etlichen Meiobenthologen hat sich deswegen das Zentrifugieren durchgesetzt. Dabei wird das Sediment mit mindestens dem gleichen Volumen eines Mediums versetzt, das über die gleiche spezifische Dichte verfügt, wie sie auch die im Sediment enthaltenen Wirbellose aufweisen. Üblich ist das leicht giftige Medium Ludox, das schon seit längerer Zeit in der AG Zoosystematik und Morphologie der C.v.O. Universität Oldenburg durch das ungiftige Silikatgel Levasil ersetzt wird. Silikatgele finden normalerweise Verwendung für den Feinschliff von Mikrochipträgerplatten. Die aufgerührte Sediment-Medium-Mischung wird in Zentrifugengondeln eingefüllt. Während der Ultrazentrifugation wandern die Organismen oder Teile von ihnen, wie beispielsweise leere Exuvien, bei 4000 Umdrehungen pro Minute in eine mittlere Bande, während sich die schweren Sedimentpartikel auf dem Boden absetzen. Die Organismen werden anschließend nur noch zusammen mit dem wässrigen Silikatgel abgegossen und mit einem Sieb von 40 µm Maschenweite gewaschen. Die Fixierung der Proben an dem Ort der Probennahme, in vielen Fällen an Bord von Forschungsschiffen, erfolgt häufig mit 5% Formalin oder seltener mit 70% Alkohol. Nach dem Zentrifugieren werden alle Proben in 70% Alkohol aufbewahrt.

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

Unter einem Binokular werden die Loricifera bei 50× Vergrößerung mit Hilfe einer feinen Drahtschlinge am Ende eines Holz- oder Plastikstäbchens aus den Proben aussortiert und in eine wässrige Glycerinlösung überführt. Das Wasser der Lösung lässt man bei Raumtemperatur verdunsten, bis die Loricifera sich nach zwei bis drei Tagen in nahezu 100% Glycerin befinden, in dem sie dann unbegrenzt lange aufbewahrt werden können. Dauerpräparate werden im Prinzip nach der Methode von Higgins und Thiel (1988) hergestellt, jedoch mit einigen Modifikationen: Auf einem Objektträger wird mit einem Spatel ein quadratischer Wall aus geschmolzenem Paraffin-Bienenwachs (Mischungsverhältnis 40:60) aufgetragen. Nachdem der Wall abgekühlt und erhärtet ist, wird in dessen Mitte ein kleiner Tropfen 100% Glycerin aufgetragen. Unter dem Binokular wird ein Loricifera-Exemplar in den Tropfen Glycerin verfrachtet und in eine günstige Position gedreht, am besten mit der Bauchseite nach oben. Ein gesäubertes Deckgläschen wird an den Ecken mit kleinen Abstandhaltern aus Knetgummi versehen und auf den Wachswall gedrückt, sodass es gleich in Kontakt mit dem Glycerin kommt. Auf einer Heizplatte wird das Wachsgemisch bei 78 °C zum Schmelzen gebracht, sodass es den Glycerintropfen an allen Seiten umschließt und vollständig abdichtet. Bienenwachs hat sich dafür bewährt, da es sich ohnehin um ein Naturprodukt zum Abdichten handelt. Auch nach langer Zeit wird es nicht brüchig, ganz im Gegensatz zu Paraffin. Der geringere Schmelzpunkt des Bienenwachses (schon bei 50 bis 60 °C sind Dauerpräparate in Gefahr auszulaufen) wird durch Zugabe von Paraffin erhöht. Im letzten Arbeitsschritt werden die Präparate mit Glyceel (ein Produkt basierend auf Leinölfirnis) abgedichtet.

Untersuchungen, Zeichnungen und Fotografien erfolgen zum Beispiel mit einem Interferenzkontrast-Mikroskop Marke LEICA-DM RXA mit UCA Kondensor, IC-Prisma, und Verdoppler (×1,5 und ×2).

Danksagung

Mein besonderer Dank gilt Herrn Prof. Dr. Horst Kurt Schminke für seine Unterstützung meiner Arbeiten über Loricifera und Herrn Prof. Dr. Reinhardt Møbjerg Kristensen vom Zoologischen Museum der Universität von Kopenhagen, der mich mit seiner Loriciferasammlung arbeiten ließ.

Literaturhinweise

Ax, P.: Die Entdeckung neuer Organisationstypen im Tierreich. Die neue Brehm-Bücherei, A. Ziemsen Verlag, Wittenberg 1966.

Ax, P.: Das System der Metazoa – Teil III. Spektrum Akademischer Verlag, Heidelberg 2001.

Gad, G.: New light on deep-sea Loricifera. Deep-Sea Newsletter *32*, 4–5 (2002a).

Gad, G.: A new species of Loricifera as a „missing link" for the interpretation of the asymmetrical arrangement of scalids and loriciferan phylogenetic relationships. Zoology *105* (Supplement V), 61 (2002b).

Gad, G.: The Loricifera fauna of the plateau of the Great Meteor Seamount. Archive of Fishery and Marine Research *5*, 9–29 (2004a).

Gad, G.: A new genus of Nanaloricidae (Loricifera) from deep-sea sediments of volcanic origin in the Kilinailau Trench north of Papua New Guinea. Helgoland Marine Research *58*, 40–53 (2004b).

Gad, G., Kristensen, R. M.: High diversity of the loriciferan fauna in the vicinity of the type locality of *Nanaloricus mysticus* Kristensen, 1983. Zoology *105* (Supplement V), 96 (2002).

Giere, O.: Meiobenthology: The microscopic fauna in aquatic sediments. Springer Verlag, Berlin 1993.

Higgins, R. P., Kristensen R. M.: New Loricifera from Southeastern United States coastal waters. Smithsonian Contributions to Zoology *438*, 1–70 (1986).

Higgins, R. P., Thiel, H. (eds): Introduction to the study of meiofauna. Smithsonian Institution Press, Washington D.C. 1988.

Higgins, R. P., Kristensen, R. M.: Loricifera. In: Higgins, R. P., Thiel, H. (eds): Introduction to the study of meiofauna. Smithsonian Institution Press, Washington D.C. 1988.

Kristensen, R. M.: Loricifera, a new phylum with Aschelminthes characters from the meiobenthos. Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutionsforschung *21*, 163–180 (1983).

Kristensen, R. M.: Loricifera – A general biological und phylogenetic overview. Verhandlungen der Deutschen Zoologischen Gesellschaft *84*, 231–246 (1991a).

Kristensen, R. M.: Loricifera. In: Harrison, F. W. (ed.): Microscopic anatomy of invertebrates, Vol. 4: Aschelminthes. Wiley-Liss, New York 1991b.

Kristensen, R. M.: Loricifera. In: Hofrichter, R. (Hrsg.): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie. Bd. II/1, Bestimmungsführer. Spektrum Verlag, Heidelberg 2003.

Kristensen, R. M., Gad, G.: *Armorloricus*, a new genus of Loricifera (Nanaloricidae) from Trezen ar Skoden (Roscoff, France). Cahiers De Biologie Marine *45*, 121–156 (2004).

Lemburg, C.: Ultrastrukturelle Untersuchungen an den Larven von *Halicryptus spinosus* und *Priapulus caudatus* (Hypothesen zur Phylogenie der Priapulida und deren Bedeutung für die Evolution der Nemathelminthes). Cuvillier Verlag, Göttingen 1999.

Malakhov, V. V., Adrianov, A. V.: Cephalorhyncha – A new phylum of the animal kingdom. KMK Scientific Press, Moscow 1995.

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

Neuhaus, B.: Kinorhyncha. In: Hofrichter, R. (Hrsg.): Das Mittelmeer – Fauna, Flora, Ökologie. Bd. II/1, Bestimmungsführer. Spektrum Verlag, Heidelberg 2003.
Neuhaus, B., Higgins, R. P.: Ultrastructure, biology, and phylogenetic relationships of Kinorhyncha. Integrative and Comparative Biology *42*, 619–632 (2002).
Remane, A.: Verteilung und Organisation der benthonischen Mikrofauna der Kieler Bucht. Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen, Abt. Kiel, NF *21*, 161–221 (1933).
Storch, V.: Priapulida – Überlebenskünstler aus dem frühen Paläozoikum. Biologie in unserer Zeit *6*, 356–362 (1996).
Todaro, M. A., Kristensen, R. M.: A new species und first report of the genus *Nanaloricus* (Loricifera, Nanaloricidae) from the Mediterranean Sea. Italian Journal of Zoology *65*, 219–226 (1989).
Van der Land, J.: Systematics, zoogeography, and ecology of Priapulida. Zoologische Verhandelingen *122*, 1–121 (1970).
Warwick, R.: Are loriciferans paedomorphic (progenetic) priapulids? Vie et Milieu *3*, 191–193 (2000).
Westheide, W., Rieger, R. (Hrsg.): Spezielle Zoologie – Erster Teil: Einzeller und wirbellose Tiere. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart 1996.
Wilson, E. O.: Der Wert der Vielfalt. Pieper Verlag, München 1997.
Zelinka, C.: Monographie der Echinodera. Wilhelm Engelmann Verlag, Leipzig 1928.

Verfasser: Dipl. Biol. Gunnar Gad, Fakultät V (Mathematik und Naturwissenschaften), Institut für Biologie & Umweltwissenschaften, AG Zoosystematik und Morphologie, Carl von Ossietzky Universität Oldenburg, D-26111 Oldenburg,
e-mail: gunnar.gad@mail.uni-oldenburg.de

Aus den Arbeitsgemeinschaften

Mikrobiologische Vereinigung München

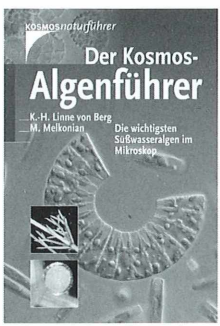


Programm
Januar bis April 2005

12.01.: Mikroskopische Beobachtungen an Schwämmen. Mikroskopierabend (S. Hoc)
26.01.: Mikroskopische Beobachtungen an Bärtierchen. Mikroskopierabend (M. Mach)
09.02.: Extraktion und Präparation von pflanzlicher DNA. Mikroskopierabend (B. Kaiser)
23.02.: Mikroskopische Beobachtungen an Lebendkulturen aquatischer Organismen. Mikroskopierabend (G. Helbig)
09.03.: Interferenzmikroskopie. Mit Demonstration (Dr. P. Ballester)
27.03.: (Sonntag): Exkursion zum Federsee in Oberschwaben (S. Hoc)
06.04.: „Präparatum bavaricum“ und warum man mit Glyzeringelatine nicht in den Himmel kommt (Dr. M. Miedaner)
20.04.: Jahreshauptversammlung

Gäste sind zu allen Veranstaltungen willkommen. Treffpunkt mittwochs 19.30 Uhr im Vereinslokal; Lothstraße 17, Ecke Dachauer Straße; Trambahnlinie 20; Zugang von Dachauer oder Heßstraße zum Neubau der TU (hinter dem ehemaligen Zeughaus); Seminarraum 04 (Untergeschoss).

KOSMOS
Erstmals mit Farbfotos!



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

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

www.kosmos.de

Mikrokosmos
1/2005

1 (6)

510543
Bibliothek des OÖ.
Landesmuseums

Museumstraße 14
4020 Linz

300229

smos

opie

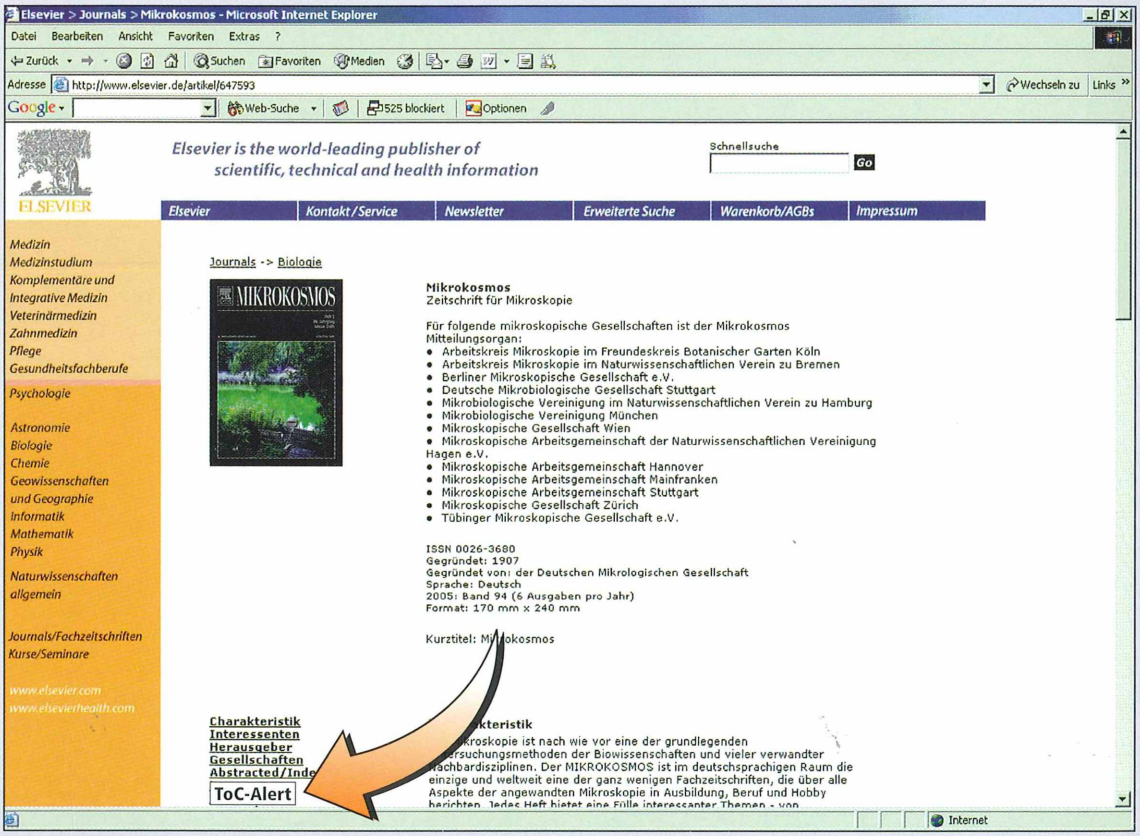
Nutzen Sie z. B. unseren **kostenlosen** Informationsservice!

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

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

www.elsevier.de

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



Irrtümer und Preisänderungen vorbehalten.

ISSN 0026-3680

Fachliteratur Biologie
Wissen was dahinter steckt. Elsevier.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Mikrokosmos, Zeitschrift für Mikroskopie

Jahr/Year: 2005

Band/Volume: 94_1

Autor(en)/Author(s):

Artikel/Article: Mikrokosmos 94_1 1