© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Verh. Zool.-Bot. Ges. Österreich 128 (1991): 83-106

Die Algen der Lampenflora in der Hermannshöhle bei Kirchberg/Wechsel (Niederösterreich)

Michael SCHAGERL

Es wird erstmals in Österreich die Algengemeinschaft der Lampenflora am Beispiel der Hermannshöhle behandelt. Der Schwerpunkt liegt in der Beschreibung und systematischen Einordnung der Algen.
Entlang des Führungsweges der Hermannshöhle bei Kirchberg/Wechsel wurden im Zeitraum von 1987-1989 mehrmals an 7 beleuchteten Punkten Proben entnommen. Neben der lichtmikroskopischen Bestimmung wurden von einigen Algen Reinkulturen angelegt und anschließend elektronenoptisch untersucht. Im Vergleich mit systematischen Arbeiten aus anderen Ländern lassen die Ergebnisse auf eine weite Verbreitung der Algenarten in diesem Biotop schließen.

SCHAGERL M., 1991: Algae of the lampflora in the Hermannshöhle near Kirchberg/Wechsel (Lower Austria).
The present paper is the first in Austria to deal with the algal community of the lampflora in caves. Emphasis is placed here on the description and systematical arrangement of the algae.
Samples from 7 illuminated points were taken along the guideway of the Hermannshöhle near Kirchberg/Wechsel (Lower Austria) between 1987-1989. In addition to light microscopical identifications, cultures of some organisms were examined electronmicroscopically. When compared with publications from other countries, the results point to the wide distribution of some species in this biotope.

Keywords: algae, caves, lampflora.

Einleitung

Seit jeher üben Höhlen eine besondere Faszination auf den Menschen aus. Jedes Jahr folgen tausende Höhlengänger dem Ruf des Abenteuers in die geheimnisvolle Unterwelt. Auch die Wissenschaft gewinnt durch die Erforschung von Höhlen wichtige Erkenntnisse. Mit der Untersuchung von Gesteinsformationen in Höhlen haben Wissenschafter den Schlüssel zu geologischen Ereignissen gefunden, die vor Millionen Jahren eintraten. Höhlenorganismen (Troglobionten) sind Paradebeispiele für die Anpassungsfähigkeit des Lebens an seine Umwelt (z.B.: Grottenolme, Höhlenasseln).

Allein in Niederösterreich sind 3540 Höhlen im Katasterplan (Stand April 1990) erfaßt (HARTMANN 1990). Einige dieser Höhlen können im Zuge von Führungen

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

besichtigt werden. Entlang der Führungswege wurden Beleuchtungskörper installiert, um die sich Algen, Moose und Farne angesiedelt haben.

Der Begriff Lampenflora umfaßt die Gesamtheit der grünen Vegetation, die sich in Höhlen im Bereich künstlicher Lichtquellen entwickelt (DOBAT 1970). Die Lampenflora ist völlig unabhängig von natürlichem Sonnenlicht und wird, da sie tief im Inneren der Schauhöhlen anzutreffen ist, auch von den sonstigen klimatischen Bedingungen der Erdoberfläche kaum beeinflußt. Abhängig von der Intensität und Dauer der Beleuchtung entwickelt sich die Artzusammensetzung der Lampenflora, bis nach einiger Zeit ein Klimaxstadium erreicht wird, das auch nach längeren Dunkelperioden (Winterpausen von Führungen) erhalten bleibt.

Die Lampenflora bildet eine Zonierung um den Lichtquellenbereich aus. In unmittelbarer Nähe der Beleuchtungskörper schließt eine Letalzone an, die bei Glühbirnen mit größerer Wärmeemission weit ausgeprägter erscheint als bei Leuchtstoffröhren. Die Letalzone wird von der Mooszone abgelöst, in der sich zahlreiche Moos- und Farnpflanzen angesiedelt haben. Die äußere Begrenzung bildet die Algenzone, wobei Chlorophyceae am weitesten in die Dunkelheit vordringen. Lichtmessungen zeigten, daß in der von DOBAT untersuchten Bärenhöhle Algen bis in Bereiche von 20-30 Lux vordrangen (DOBAT 1968). In der Adelsberger Grotte traten *Chlorella miniata*-Überzüge bei geringeren Werten als 5 Lux noch flächendeckend auf (DOBAT 1973).

Beschreibung der Höhle

Die Hermannshöhle bei Kirchberg am Wechsel ist mit 4277 m Ganglänge die drittlängste Höhle Niederösterreichs (HARTMANN 1990). Die Höhlengänge liegen auf einer Grundfläche von 142 m x 160 m im Eulenberg (740 m Sh) am Nordrand des Tertiärbeckens von Kirchberg am Wechsel. Der Eulenberg ist aus mitteltriadischen Karbonatgesteinen (schwach metamorphe Kalke und Dolomite, z.T. auch Rauhwacken) aufgebaut.

Die Hermannshöhle stellt eine Durchgangshöhle dar (Abb. 1). An einigen Stellen entlang des Führungsweges wurden elektrische Temperaturfühler angebracht. Die Messungen ergaben, daß die Temperatur im Inneren der Höhle konstant um +7°C beträgt. In den Eingangsbereichen macht sich die Außenluft stark bemerkbar (Eiskeulenbildung in der unteren Eingangshalle während der Wintermonate). Die temperaturgesteuerte Wetterführung beeinflußt auch die Luftfeuchtigkeit in den äußeren Bereichen der Höhle. In den tieferen Teilen beträgt die relative Luftfeuchtigkeit konstant um 95 %.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

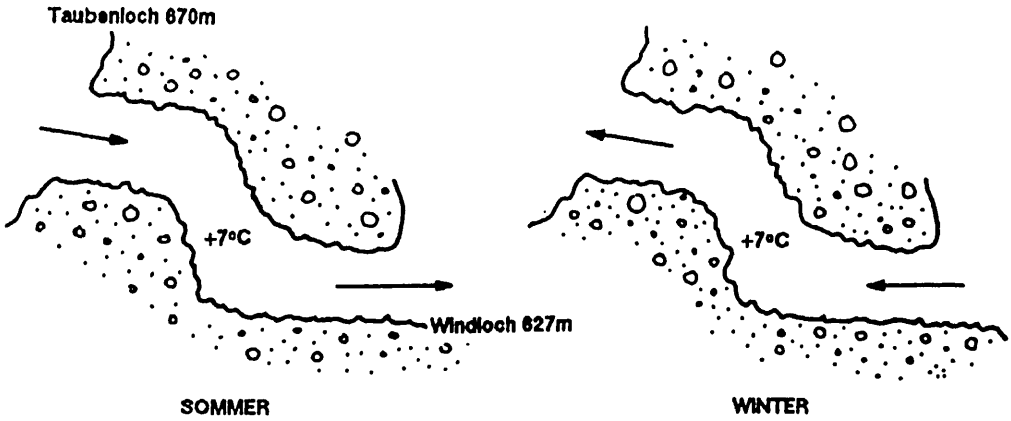


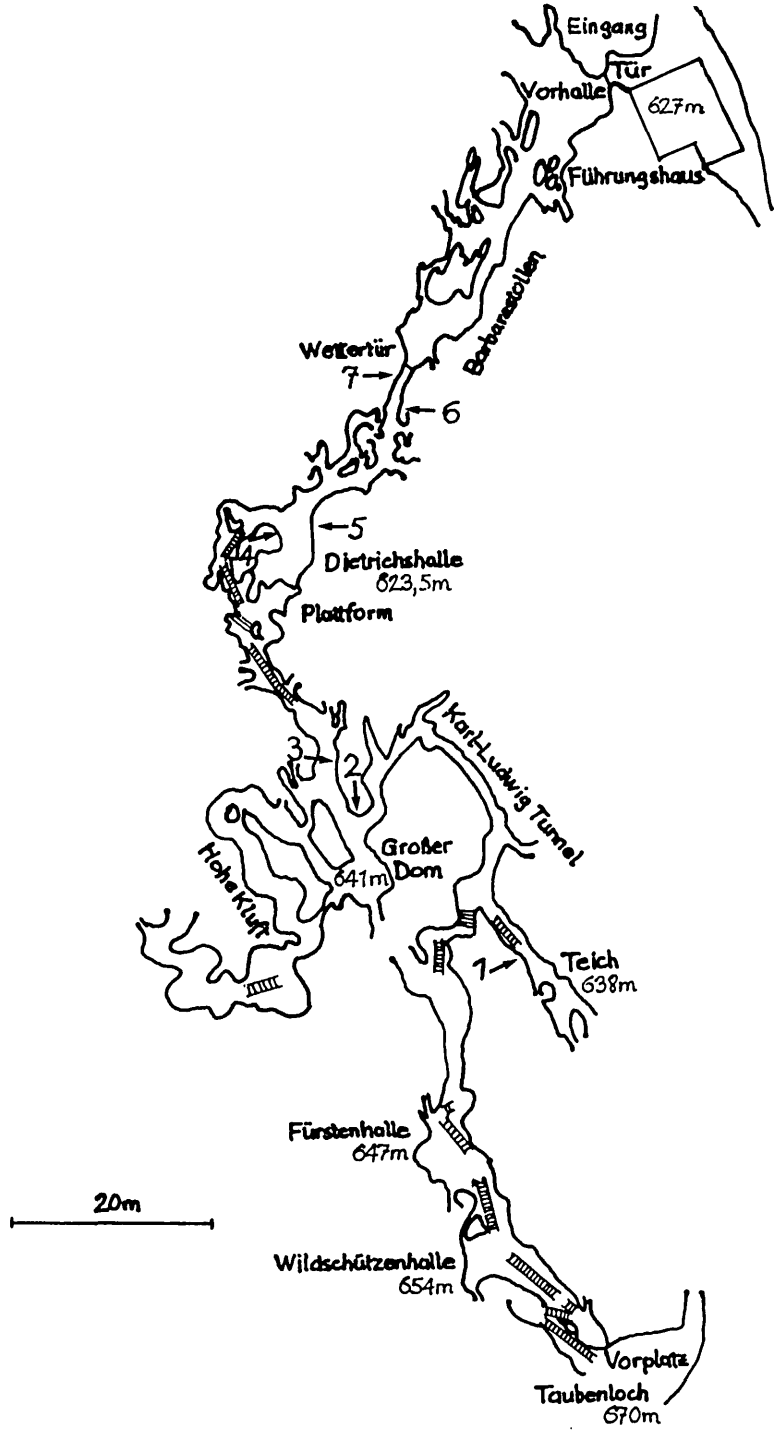
Abb. 1: Schema der Wetterführung einer Durchgangshöhle.

Entlang des 300 m langen Führungsweges (Abb. 2) sind 61 Beleuchtungskörper installiert (Ausstattung der Höhle mit elektrischer Beleuchtung im Jahr 1957). In der Zeit des Führungsbetriebes (April bis Oktober) beträgt die durchschnittliche Brenndauer 15 bis 25 Stunden/Woche, in der Winterpause um 2 Stunden/ Woche. Zumeist finden 60 W Glühbirnen Verwendung. Der Probenahmepunkt 3 wird von einer 8 W Leuchtstoffröhre beleuchtet.

Material und Methoden

Für die systematischen Untersuchungen wurden 7 Beleuchtungskörper ausgewählt, an welchen die Algenzone möglichst verschiedenes Aussehen hatte (Farbe, Gallertbildung, Feuchtigkeit des Substrates). Die Gewinnung des Frischmaterials erfolgte durch Abkratzen mit einer sterilen Spatel. Für die anschließenden elektronenmikroskopischen Untersuchungen wurden Reinkulturen einiger Arten angesetzt, die im Lichtklimaschrank bei +11°C aufbewahrt wurden (Hell:Dunkel=14:8 Stunden). Die Kultivierung erfolgte einerseits auf Agar-Nährböden, andererseits bewährten sich Flüssigkulturen in Erlenmeyerkolben. Als Nährmedien fanden das Blaualgenmedium nach Cambridge, die Jüttner-Nährlösung, ein Diatomeenmedium, die Knop'sche Nährlösung und das Chu-Medium Verwendung (Rezepte nach Braune-Leman-Taubert 1982).

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at



© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Die Unmöglichkeit, manche der in der Lampenflora lebenden Arten lichtmikroskopisch zu bestimmen, machte zusätzliche ultrastrukturelle Untersuchungen erforderlich. Für die Präparation der Bacillariophyceae wurden die Säurebehandlung und die Reinigung durch Glühen angewendet (KRAMMER 1986). TEM-Präparation (CRAWFORD & DODGE 1974, FALK 1967, JOHNSON & PORTER 1968, KLEPAL 1988, SCHAGERL 1989): nach der Fixierung des Kulturmaterials in 3%iger Glutaraldehydlösung in 0,1m Sörensen-Puffer erfolgte die Postfixierung in 2%iger OsO_4-Lösung (Waschlösung: 0,05m Sörensen-Puffer). Die Dehydrierungsstufen fanden in Äthanol statt, die anschließende Einbettung erfolgte in Spurr-Kunstharz (Polymerisationszeit 12 Stunden bei 70°C). Die Ultradünnschnitte wurden mit einem Ultracut II (Reichert) unter Verwendung von Glasmessern angefertigt. Als Nachkontrastierungsmittel dienten Uranylacetat (25 Min.) und Bleicitrat (5 Min.).

Die lichtmikroskopische Bestimmung wurde an einem Aristoplan (Leitz) und einem Zetopan-Mikroskop (Reichert) durchgeführt, weiters fanden für die REM-Analysen ein JSM 35 CF (Jeol) und für die TEM-Untersuchungen ein EM 9 S-2 (Zeiss) Verwendung.

Ergebnisse

Kl.: Cyanophyceae

Ord.: Chroococcales

Fam.: Chroococcaceae

Aphanothece castagnei (BREB.) RABENHORST

Die aus ellipsiodischen Zellen (2,5 x 3,5 µm) zusammengesetzten Kolonien sind in eine formlose Schleimmasse mit gelb-brauner Färbung eingebettet (Abb. 3).

Abb. 2: Grundrißplan des Führungsweges der Hermannshöhle bei Kirchberg/Wechsel (nach FINK & HARTMANN 1979).

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

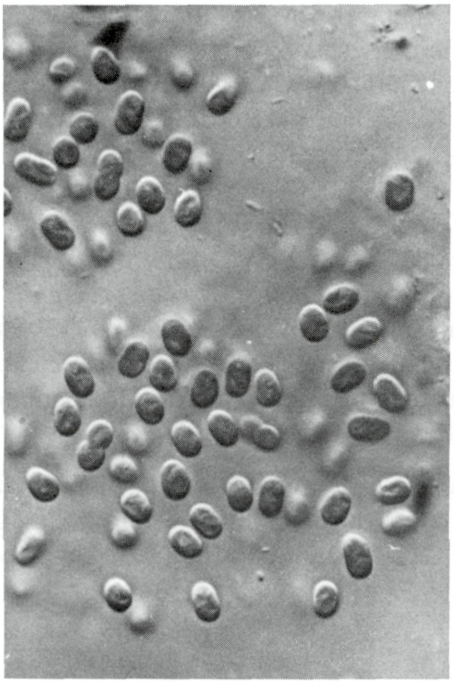


Abb. 3: *Aphanothece castagnei* im Interferenzkontrast (Obj. 100 x).

Aphanothece saxicola NÄGELI

Die in der homogenen farblosen Gallerte locker gelagerten Zellen haben eine Größe von 1,8 x 3 µm. Laut Bestimmungsliteratur (GEITLER 1925) ist das Vorkommen dieser Art auf feuchte Felsen und stehende Gewässer beschränkt.

Chroococcus turgidus (KÜTZING) NÄGELI

Die Zellen kommen entweder solitär oder zu wenigen vereinigt vor. Eine gemeinsame amorphe Gallerte fehlt, die farblosen ineinandergeschachtelten Spezialhüllen umschließen den Organismus eng. Die 15 x 9 µm großen Zellen zeigen eine blaugrüne Färbung. Aufgrund der weiten ökologischen Amplitude (Vorkommen an Felsen, in Hochmooren, verschmutztem Wasser, Meerwasser und auf Faulschlamm) dürfte es sich bei *Chroococcus turgidus* um eine Sammelart handeln (GEITLER 1925).

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Gloeocapsa montana KÜTZING

Die Zellen (Durchmesser 2-3 µm) liegen einzeln oder in Zweier- bis Vierer-paketen in blasigen, farblosen Spezialhüllen (Abb. 4). Die Teilkolonien befinden sich in einer amorphen Gallerte. Die Hüllen lassen eine Schichtung nur erahnen, was auf den hohen Wasserdampfgehalt in der Höhle zurückzuführen ist.

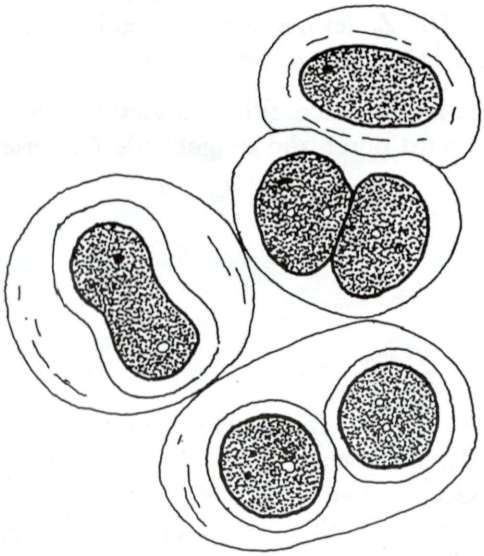


Abb. 4: *Gloeocapsa montana.*

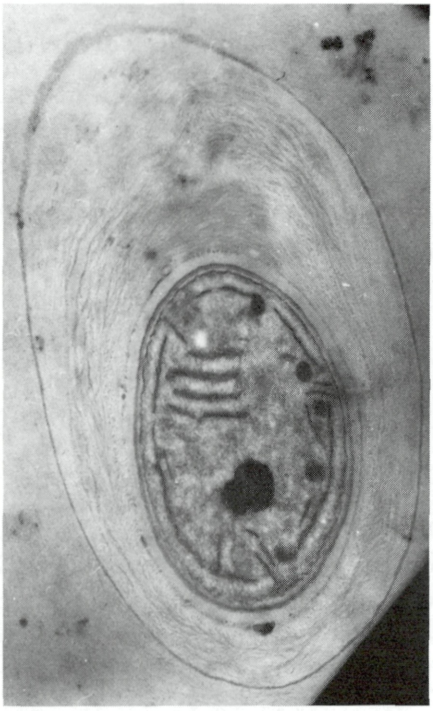


Abb. 5: TEM-Aufnahme von *Gloeocapsa montana*. Sichtbar sind die Gallertschichtung und die Anordnung der Thylakoidmembranen, die auch ins Zellinnere vorstoßen.

Die Zellwände der Cyanophyceae entsprechen im wesentlichen dem Bau von gramnegativen Bakterien (CARR & WHITTON 1982; COX, BENSON & DWARTE 1981; ROBARDS 1974). Der Zellinhalt konnte nicht in Chromato- und Centroplasma unterteilt werden. Die Vermutung, daß Thylakoide auch den zentralen Bereich der Zelle durchziehen, wurde durch elektronenoptische Untersuchungen bestätigt (Abb. 5). Im allgemeinen ist die Lage der Thylakoidmembranen zumindest als interspezifisches Merkmal anzusehen (KOMAREK & ANAGNOSTIDIS

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

1986). COX & MARCHANT (1977) zeigten jedoch am Beispiel von *Chlorogloea fritschii* (Cyanophyceae), daß die Thylakoidanordnung im Protoplasten von der zur Verfügung stehenden Lichtstärke beeinflußt wird.

Ord.: Entophysalidales

Fam.: Chlorogloeaceae

Chlorogloea microcystoides GEITLER

Die Ordnung der Entophysalidales stellt den Übergang von den Chroococcales zu den fadenbildenden Cyanophyceae dar. Die Zellen bevorzugen bei der Teilung bestimmte Raumrichtungen, sodaß sie in Reihen zu liegen kommen.

Die Zellen (Größe 2,5 µm) haben kugelige bis schwach ellipsoidische Formen. Die reihenförmige Anordnung der Zellen wird durch die umgebende Gallerte noch verstärkt.

Ord.: Nostocales

Fam.: Scytonemataceae

Tolypothrix calcarata SCHMIEDLE

Die Gattung *Tolypothrix* bildet nur selten paarweise Scheinverzweigungen aus, bei den in der Höhle gefundenen Exemplaren ließen sich nur Einzelverzweigungen beobachten (Abb. 6). Die rechteckigen Zellen weisen eine Breite von 5 µm auf, die Zellänge zeigt eine große Variationsbreite. Vor allem bei älteren Trichomen sind die Scheiden stark mit Kalk inkrustiert.

Fam.: Oscillatoriaceae

Phormidium foveolarum (MONT.) GOMONT

Die Querwände der unverzweigten Trichome (Breite 1,8 µm) sind deutlich eingeschnürt. Die Zellen zeigen eine annähernd quadratische Gestalt, die farblosen Scheiden der Trichome zerfließen völlig.

Lyngbya amplivaginata VAN GOOR

Die Trichome besitzen feste, gelblich schimmernde Scheiden (Dicke der Scheiden 0,5 µm). Die Zellen (1,5 µm) sind an den deutlich sichtbaren Querwänden weder eingeschnürt noch granuliert.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

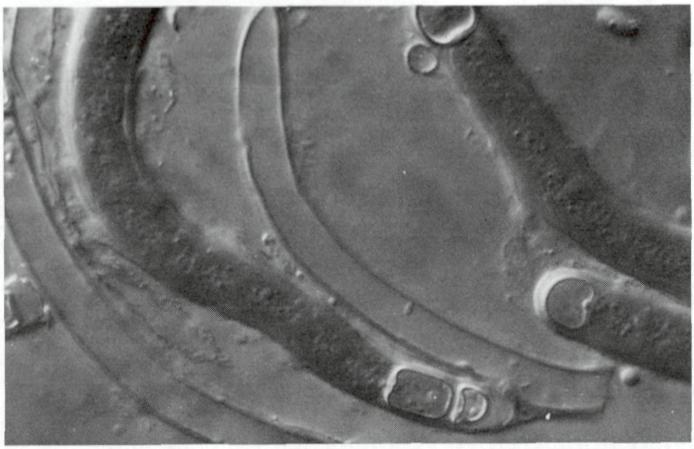


Abb. 6: *Tolypothrix calcarata* im Interferenzkontrast (Obj. 40 x).

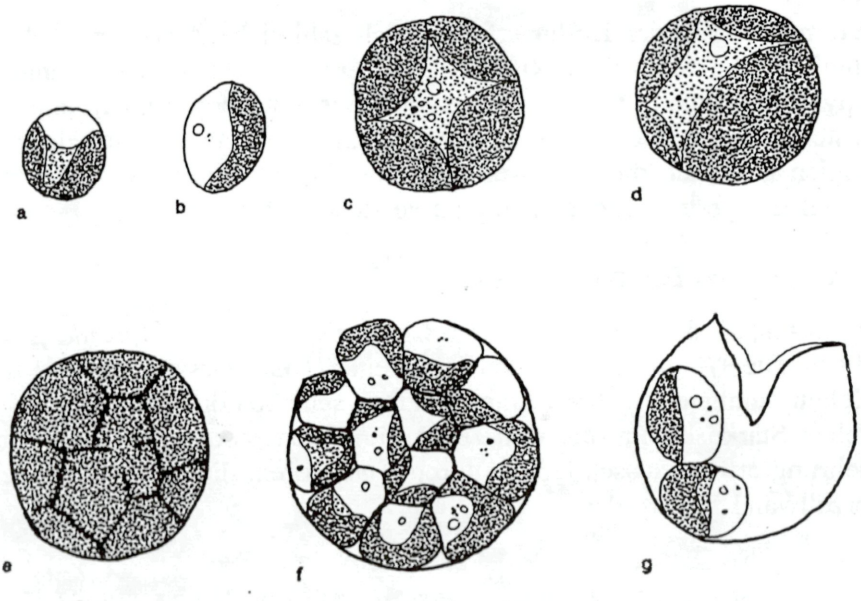


Abb. 7: *Chlorella zofingiensis.*
a, b, c, d: vegetative Zellen unterschiedlicher Größe; e: der Protoplast beginnt sich in einzelne Autosporen zu teilen; f: fertiges Autosporangium; g: die entleerte Autosporangienwand bleibt längere Zeit als beutelförmiges Stück erhalten.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Kl.: Chlorophyceae

Ord.: Chlorococcales

Fam.: Chlorellaceae

Chlorella zofingiensis DÖNZ

Von den mehr als 100 beschriebenen Arten dieser Gattung sind nur wenige gut untersucht. Nach KOMAREK & FOTT (1983) sind die Arten von *Chlorella* nur durch Bestimmung der kombinierten zytomorphologischen, physiologischen und ultrastrukturellen Merkmale exakt bestimmbar.

Die in der Höhle aufgefundenen Organismen erreichen eine Größe von 10 µm, die Autosporangien haben einen Durchmesser von 15 µm (Abb. 7).

Die an kultivierten Material vorgenommenen Untersuchungen lassen eine zweiteilige Schichtung der Zellwand erkennen (innen eine Cellulose-Wand, außen eine SporopolleninSchichte). Im topfförmigen Chloroplasten fehlt ein Pyrenoid, Stärkekörner sind bei einigen Isolaten zahlreich vorhanden. Im Cytoplasma lassen sich viele Ölvakuolen beobachten, die alten Kulturen eine charakteristische gelb-orange Färbung verleihen.

Die Vermehrung in der Kultur erfolgt durch zahlreiche Autosporen (8-64 pro Sporangium), die durch einen Riß in der Mutterzellwand ins Freie gelangen. Die Sporangienwand bleibt nach dem Austreten der Autosporen noch längere Zeit als beutelförmiges Stück erhalten. Im Frischmaterial wurden zahlreiche Autosporangien gesichtet, die nur zwei Autosporen beinhalteten, was als eine Reaktion auf das geringe Lichtangebot zu verstehen ist.

Muriella terrestris BOYE-PETERSEN

Die Abwesenheit der Pyrenoide in den Chloroplasten ist für *Muriella* gattungsspezifisch. Die +/- kugeligen Zellen haben einen Durchmesser von 3-11 µm, ältere Zellen beinhalten mehrere wandständige, scheibenförmige Plastiden (Abb. 8). Neben Stärke kommt als weiteres Assimilationsprodukt auch Öl vor. Die Vermehrung erfolgt ausschließlich durch Autosporen, die durch Zerreißen der Mutterzellwand frei werden.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

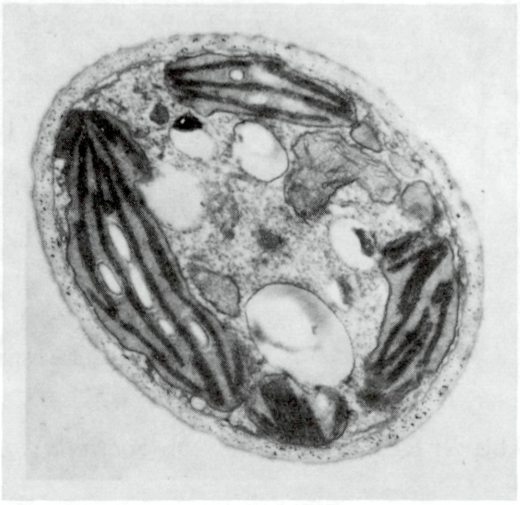


Abb. 8: *Muriella terrestris* im TEM-Bild. In den Plastiden ist Stromastärke erkennbar; die homogen gefärbten Blasen im Cytoplasma stellen Ölvakuolen dar; beachte die Sporopolleninschichte als äußeren Zellbestandteil.

Scotiella sp.

Die ellipsoidischen Zellen (20-45 x 15-35 µm) tragen eine dicke Zellwand, die mit 6-11 leistenartigen Rippen besetzt ist (Abb. 9). Die untersuchten Organismen beinhalten einen (?) spongiomorphen Chloroplasten, Pyrenoide konnten nicht nachgewiesen werden (Abb. 10). Die Fortpflanzungsweise ist derzeit noch unbekannt, da jedoch die Zellen häufig in Viererpaketen bzw. auf einer Seite abgeflachte Organismen gefunden wurden, dürfte die Vermehrung durch Autosporen erfolgen.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

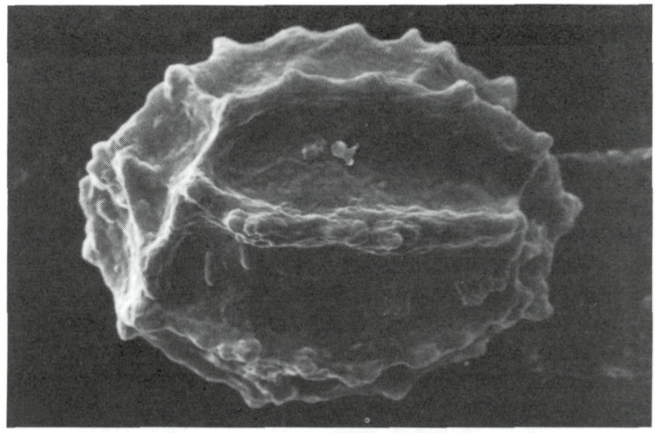


Abb. 9: REM-Aufnahme von *Scotiella sp.*

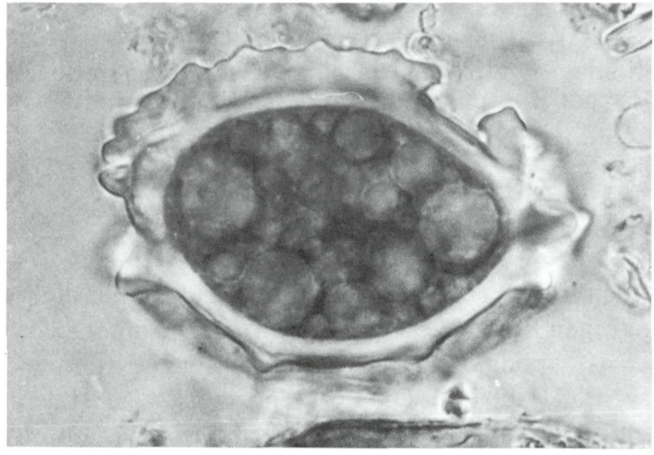


Abb. 10: *Scotiella sp.* (Obj. 40 x).

Die Zellen stehen systematisch zwischen *Scotiella tuberculata* var. *verrucosa* und *Scotiella spinosa* (GEITLER 1964). Die Form der flügelartigen Zellwandstrukturen tendiert zur erst genannten Art, die innere Organisation der Zellen zur zweiten.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Fam.: Radiococcaceae

Coccomyxa confluens FOTT

Die gefundenen Zellen konnten erst aufgrund des ultrastrukturellen Aufbaus ihrer Plastiden zu den Chlorophyceae gestellt werden. Die Protoplasten beinhalten einen wandständigen Chromatophoren ohne Pyrenoid. Die spindelförmigen Zellen (5-10 x 2-5 µm) sind von einer homogenen Gallerte umgeben. Die Autosporen (meist zwei pro Sporangium) sind schief in den Mutterzellen gelagert, junge Autosporen zeigen eine durch die schräge Teilung bedingte einseitige Verschmälerung.

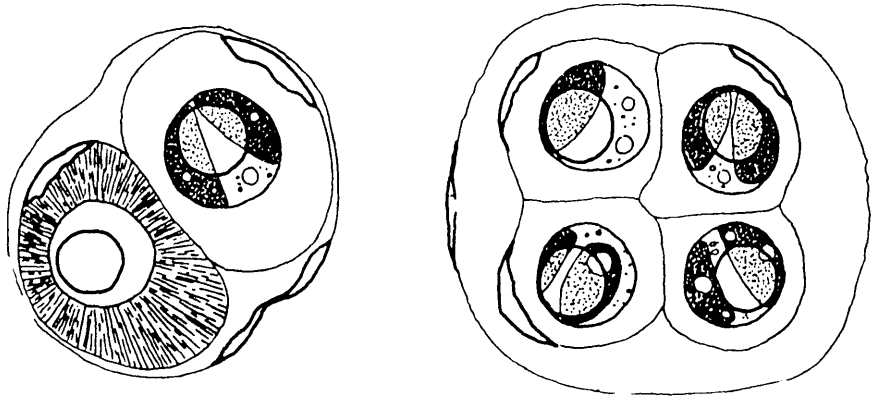


Abb. 11: *Thoracochloris sp.*

Thoracochloris sp.

Die kugeligen Zellen (6-8 µm) weisen zwei wandständige, pyrenoidlose Chloroplasten auf, zwischen denen sich im ausgewachsenen Zustand eine große Ölvakuole befindet. Die Zellen sind zu gallertigen Kolonien vereinigt, der Schleim wird durch die Zellen ausgeschieden. Die Autosporangienwand zerreißt beim Freiwerden der Tochterzellen in zwei bis vier Teilstücke, die auf der Oberfläche der neu gebildeten Gallerte verbleiben (Abb. 11).

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Ord.: Ulotrichales

Fam.: Ulotrichaceae

Stichococcus bacillaris NÄGELI

Die stäbchenförmigen Zellen (5 x 10 µm) beinhalten einen wandständigen Chloroplasten, der mit zahlreichen Stärkekörnern gefüllt ist. Ein Pyrenoid ist im Interferenzkontrast einigermaßen gut, im TEM-Bild eindeutig zu erkennen (Abb. 12). Während sowohl HEERING (1914) als auch BOURRELLY (1972) pyrenoidführende Formen aus dieser Gattung ausgrenzen, beschäftigt sich die Arbeit von SILVERBERG (1975) schon mit den ultrastrukturellen Aspekten des Pyrenoids von *Stichococcus sp.*. Die An- bzw. Abwesenheit des Pyrenoids als taxonomisches Merkmal bei *Stichococcus* ist hiermit in Frage gestellt.

Die Zellen vermehren sich ausschließlich durch Zerfall der Fäden.

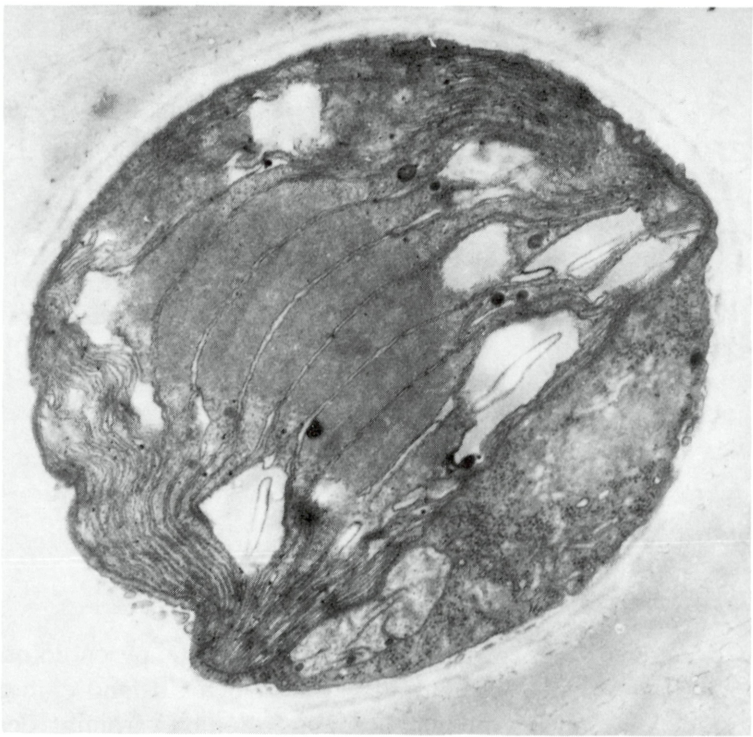


Abb. 12: *Stichococcus bacillaris* im TEM-Bild.
Der Chloroplast nimmt den Großteil der Zelle ein; Stromastärke um das homogen gefärbte, von parallelen Membranen durchzogene Pyrenoid; im Cytoplasma Ribosomen, ER und ein Mitochondrium deutlich sichtbar.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Ord.: Chaetophorales

Fam: Pleurococcaceae

Apatococcus vulgaris BRAND

Die Zellen (max. 8 µm) beinhalten einen großen, pyrenoidlosen Chromatophoren, der am Rand überlappt. Die aufgesammelten Proben enthielten nur kleine, sich vegetativ vermehrende Zellverbände (Zoosporenbildung wurde bei dieser Art jedoch auch schon beobachtet (BRAND & STOCKMAYER 1925)).

Kl.: Bacillariophyceae

Ord.: Centrales

Fam.: Melosiraceae

Melosira Roeseana RABENHORST

Die zylindrischen Einzelzellen (Durchmesser bis 40 µm) können zu wenigzelligen Ketten verbunden sein. Die Ränder der Disci sind mit Dornen besetzt, in der Schalenmitte befinden sich zwei bis vier, meist jedoch drei größere Flecken, die sich im REM-Bild als hohle Stützfortsätze präsentieren (Abb. 13).

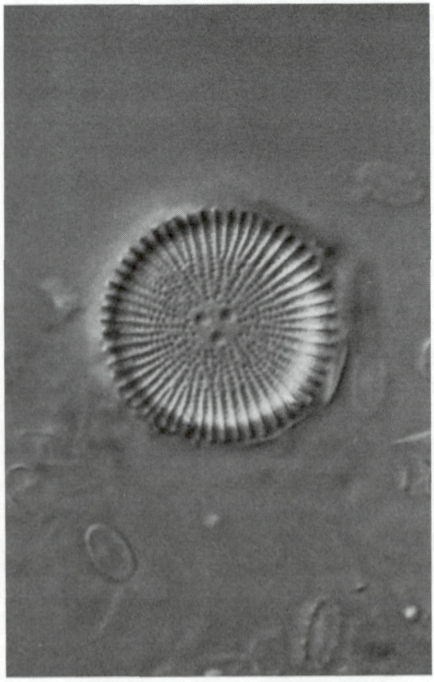


Abb. 13: *Melosira Roeseana* im Interferenzkontrast (Obj. 100 x).
In der Mitte des Discus befinden sich drei für die Art charakteristische Flecken.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Ord.: Pennales

Fam.: Achnanthaceae

Achnanthes sp.

Die linear-ellipsoidischen Zellen weisen eine Größe bis 17 x 6 µm auf. Die auf der Raphenschale befindliche Zentralarea ist staurosähnlich vergrößert. In 10 µm befinden sich um 25 Transapikalstreifen, die sich im REM als rundliche Areolenreihen präsentieren (Abb. 14). Am Außenrand der beiden Valven einer Zelle verläuft eine ununterbrochene Areolenreihe aus länglichen Poren. Aufgrund der an beiden Enden schwach zur raphentragenden Schale aufgebogenen Apikalachse ist der Organismus in die Gattung *Achnanthes* einzureihen (KRAMMER 1986). In der aufliegenden Bestimmungsliteratur wurde auf das oben genannte Merkmal bisher nicht Rücksicht genommen, infolgedessen wurde der Organismus zu *Cocconeis hustedtii* KRASSKE gestellt (*Cocconeis* hat geradlinig verlaufende Apikalachsen).

Fam.: Bacillariaceae

Nitzschia palea (KÜTZING) SMITH

Die Zellen weisen eine Größe von 30 x 3 µm auf, die Form der Frusteln ist linear-lanzettlich mit schwach kopfig gerundeten Enden. Der Raphenkiel ist mit 10-12 deutlichen äquidistanten Fibulae in 10 µm besetzt (30 Transapikalstreifen in 10 µm). Eine weitere Einordnung in die Sippen von *Nitzschia palea* erfolgte nicht, da die Sippen ökologisch größtenteils nur unbefriedigend zu charakterisieren sind.

Fam.: Naviculaceae

Navicula contenta GRUNOW

Navicula läßt sich nicht als systematische Einheit charakterisieren, sie stellt vielmehr ein Auffangbecken für all diejenigen Artengruppen dar, die mangels lichtmikroskopisch erkennbarer Merkmale keiner anderen Gattung angeschlossen werden können (KRAMMER & LANGE-BERTALOT 1986).

Die Raphen der bis 12 × 4 µm großen Zellen sind gut ausgebildet, ihre Zentralporen stehen etwas entfernt zueinander. Im REM wurden kleine Depressionen

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

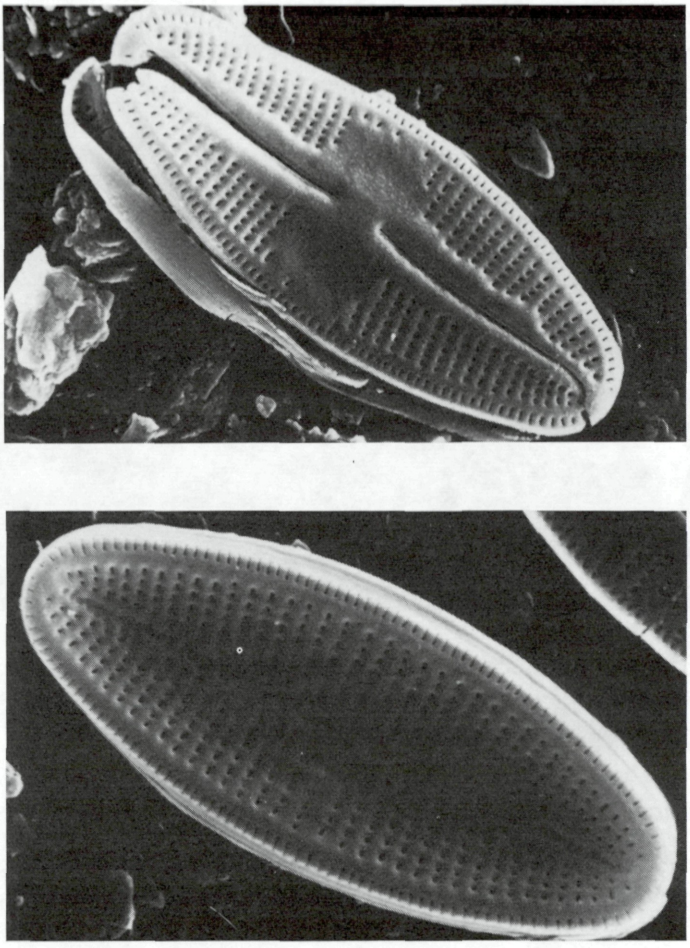


Abb. 14: REM-Aufnahmen der beiden Valven von *Achnanthes sp.*

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

an den Terminalporen beobachtet (Abb. 15) (SCHOEMAN & ARCHIBALD 1976). *Navicula contenta* bildet häufig kurze Bänder aus, die offenbar durch Schleimabsonderungen zusammengehalten werden, da auch im REM-Bild keine Verbindungsdornen zu erkennen sind.

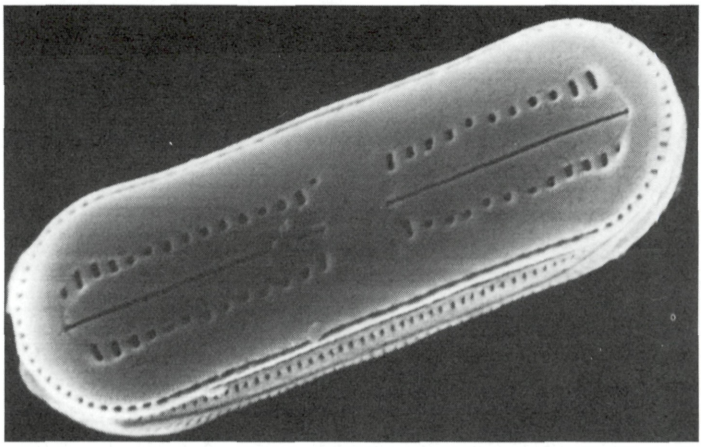


Abb. 15: REM-Aufnahme von *Navicula contenta*.
Charakteristische „T"-förmige Eindellungen an den Terminalporen der Raphenäste.

Navicula gallica var. *gallica* (SMITH) LAGERSTEDT

Die Zellen erreichen eine Größe von 12 x 4 µm. Die Organismen schließen sich mit Hilfe von Verbindungsdornen zu bandförmigen Aggregaten zusammen. Die elliptischen Valven zeigen im REM-Bild rudimentäre, teilweise verkieselte Raphen (Abb. 16).

Navicula gallica var. *perpusilla* (GRUNOW) LANGE-BERTALOT

Diese Varietät wurde nur solitär beobachtet (keine Kettenassoziationen). In den elliptischen Valven befinden sich gut ausgebildte Raphen, die Schalenränder zeigen keinerlei Dörnchen. Die lichtmikroskopischen Unterschiede der intraspezifischen Varietäten von *Navicula gallica* verschwimmen im EM-Bild völlig, so daß die Einteilung nur durch Größenverhältnisse und Umrißlinien erfolgt (KRAMMER & LANGE-BERTALOT 1986).

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

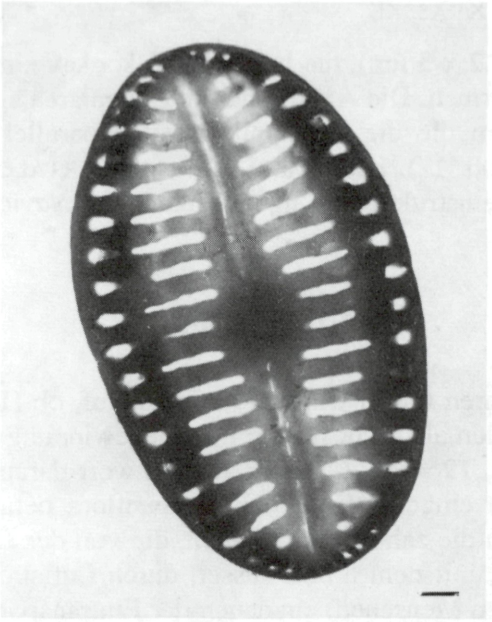


Abb. 16: TEM-Aufnahme von *Navicula gallica* var. *gallica*.

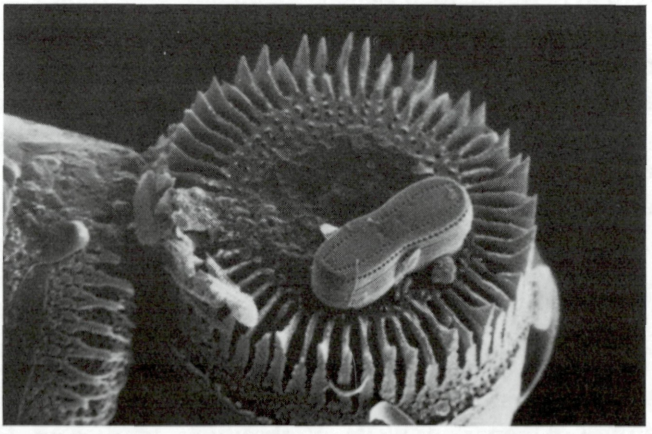


Abb. 17: REM-Aufnahme von *Navicula aerophila* auf *Melosira Roeseana*.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

Navicula aerophila KRASSKE

Die Schalen (max. 12 x 3 µm), die in der Mitte konkav eingezogen sind, haben linear-elliptische Formen. Die Axial- und die Zentralarea sind zu einer hyalinen Fläche vereinigt, um die die Transapikalstreifen parallel bis schwach radial angeordnet sind (Abb. 17). KRAMMER & LANGE-BERTALOT (1986) bemerken, daß eine ähnliche Feinstruktur wie im Artenkreis um *Navicula contenta* zu vermuten ist.

Diskussion

In den sechziger Jahren trat in Ungarn die Frage auf, ob Höhlenalgen auch andere Strahlungsquellen als Licht für die Energiegewinnung heranziehen können (CLAUS 1955, 1962, 1964; KOL 1966). Als Antwort darauf sei DOBAT (1969) zitiert, welcher sich eingehend mit der Lampenflora befaßt hat: „...Versuche beweisen, daß durch die zahlreichen Spalten, die von der Erdoberfläche zu den Hohlräumen führen, mit dem Sickerwasser, durch Luftströmungen oder durch Tiere (auch durch den Menschen) ein dauernder Eintransport von Algen, Sporen und vegetativen Vermehrungsorganen erfolgen kann. In unbeleuchteten Höhlen oder Höhlenteilen sind diese Vegetationskeime früher oder später dem Untergang geweiht; erst durch die Einführung einer elektrischen Beleuchtung, die eine kontinuierliche und ortsgebundene Lichtgebung sicherstellt, ist ihre Entwicklung und damit der Übergang in einen aktiven Zustand möglich ..."

Unter den in Höhlen herrschenden Lebensbedingungen sterben viele Keime bald ab. Nur wenige Pflanzen vermögen an diesen Extremstandorten in eine aktive Lebensphase zu treten. Aber auch sie leiden unter der geringen Lichtintensität, die als der begrenzende Faktor für aktives Leben in diesen Ökosystemen gesehen werden kann. Unter diesen Organismen sind zahlreiche Hungerformen (deformierte Zellen, Carotinanreicherungen,...) und morphologische Anpassungen an den Lichtmangel (Thylakoide von *Gloeocapsa montana* auch im Zellzentrum, extrem große Prothallien von *Asplenium trichomanes*) zu finden. Einige der Hungerformen, die unter Laborbedingungen meist ihr ursprüngliches Aussehen wiedererlangen, wurden in früheren Publikationen neubeschrieben (CLAUS 1955, 1962, 1964; KOL 1966).

Literaturvergleiche mit systematischen Arbeiten über Lampenflora aus aller Welt zeigten, daß einige Algenarten weite Verbreitung in diesem Biotop finden (SCHAGERL 1989). So konnte z.B. *Navicula contenta* als charakteristischer Vertreter der Lampenflora in Deutschland, Ungarn und Jugoslawien nachgewiesen werden. Die vorwiegend sehr kleinen Algen besiedeln jedoch nicht ausschließ-

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

ART	PROBENAHMEPUNKT						
	1	2	3	4	5	6	7
Achnanthes sp.	-	-	-	+	+	+	+
Apatococcus vulgaris	-	+	+	-	-	-	-
Aphanothece castagnei	-	-	-	+	+	-	-
Aphanothece saxicola	-	-	+	-	+	-	-
Chlorella zofingiensis	-	+	+	-	+	+	+
Chlorogloea microcystoides	-	+	-	-	-	-	-
Chroococcus turgidus	-	-	-	-	+	-	-
Coccomyxa confluens	+	-	-	-	-	-	-
Gloeocapsa montana	+	+	+	-	+	-	+
Lyngbya amplivaginata	+	-	-	-	-	-	-
Melosira Roeseana	-	-	-	-	+	-	+
Muriella terrestris	+	-	-	+	+	+	+
Navicula aerophila	-	-	-	+	+	+	-
Navicula contenta	-	+	+	+	+	+	+
Navicula gallica var. gallica	-	-	+	+	+	-	+
Navicula gallica var. perpusilla	-	-	-	-	+	-	-
Nitzschia palea	-	-	-	+	-	-	-
Phormidium foveolarum	-	-	-	+	+	-	-
Scotiella sp.	+	+	+	+	-	+	-
Stichococcus bacillaris	-	+	+	-	+	-	-
Thoracochloris sp.	-	-	-	+	-	-	-
Tolypothrix calcarata	-	-	-	+	+	+	-

Tab. 1: Überblick der in der Hermannshöhle aufgesammelten Arten.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

lich die beleuchteten Flächen in Höhlen, sie sind auch typische Bewohner schattiger, feucht-kühler Felsstandorte an der Erdoberfläche.

Dank

An dieser Stelle sei Frau Univ.-Prof. Dr. Elsa KUSEL-FETZMANN und meinen Kollegen gedankt, die durch ihre Anregungen und Ratschläge zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben.

Literatur

BOURRELLY P., 1972: Les algues déau douce, Tome I: Les algues vertes. Editions N. Boubee & Cle. Paris.

BRAND F. & STOCKMAYER S., 1925: Analyse der aerophilen Grünalgenanflüge, insbesondere der proto-pleurococcoiden Formen. Arch. f. Protistenkunde 52, 265-355.

BRAUNE W., LEMAN A. & TAUBERT H., 1982: Pflanzenanatomisches Praktikum II. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.

CARR N. G. & WHITTON B. A., 1982: The biology of Cyanobacteria. Botanical Monographs, Volume 19. Blackwell scientific publications.

CLAUS G., 1955: Algae and their mode of life in the Baradla cave at Aggtelek. Acta bot. (Acad. Sci. Hung.) 2, 1-26.

CLAUS G., 1962: Beiträge zur Kenntnis der Algenflora der Abaligeter Höhle. Hydrobiologie, Den Haag, 19, 192-222.

CLAUS G., 1964: Algae and their mode of life in the Baradla cave at Aggtelek II. Int. J. Speleol. 1, 13-17.

COX G., BENSON D. & DWARTE D. M., 1981: Ultrastructure of a Cave-Wall Cyanophyte - *Gloeocapsa* NS4. Arch. Microbiol. 130 (2), 165-174.

COX G. & MARCHANT H., 1977: Photosynthesis in the deep twilight zone: micro-organisms with extreme structural adaptation to low light. Proc. 7th Speleol. Congr. (Sheffield), 131-133.

CRAWFORD R. M. & DODGE J. D., 1974: The dinoflagellate Genus *Woloszynskia* II. The fine structure of *W. coronata*. Nova Hedwigia XXII, 3/4, 699-719.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

DOBAT K., 1966: Die Kryptogamenvegetation der Höhlen und Halbhöhlen im Bereich der Schwäbischen Alb. Abh. Karst- und Höhlenkunde, R.E., Heft III, München 1966.

DOBAT K., 1968: Die Pflanzen- und Tierwelt der Charlottenhöhle. Abh. Karst- und Höhlenkunde, Reihe A, 3, 37-50.

DOBAT K., 1969: Neue Ergebnisse zur Lampenflora Deutschlands. Abh. 5. Int. Kongr. Speleol., Stuttgart 1969 (München) 4, B28, 1-7.

DOBAT K., 1970: Die Lampenflora der Bärenhöhle. In: WAGNER G. (Ed.), Die Bärenhöhle bei Erpflingen, 29-35.

DOBAT K., 1973: Ein Beitrag zur Eingangs-, Lampen,- und Pilzflora der Postojna Jama (Adelsberger Grotte bei Postojna, Jugoslawien). Razprave (Ljubljana) 16 (2), 123-141.

FALK H., 1967: Zum Feinbau von *Botrydium granulatum* GREV. (Xanthophyceae). Arch. Mikrobiol. 58, 212-227.

FINK M. H. & HARTMANN W., 1979: Die Höhlen Niederösterreichs, Band 1. Südöstliches Niederösterreich und Randgebiete. Verlag LV für Höhlenkunde in Wien und Niederösterreich, 248-253.

GEITLER L., 1925: Cyanophyceae. In: PASCHER A. (Ed.), Die Süßwasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz, Heft 12. G. Fischer Verlag, Jena.

GEITLER L., 1964: Zwei neue Sippen von *Scotiella* (Chlorophyceae). Österr. bot. Z., Wien, 111 (2/3), 166-172.

HARTMANN W., 1990: Die Höhlen Niederösterreichs, Band 4. Verlag LV für Höhlenkunde in Wien und Niederösterreich.

HEERING W., 1914: Chlorophyceae III. In: PASCHER A. (Ed.), Die Süßwasserflora Deutschlands, Österreichs und der Schweiz, Heft 6. G. Fischer Verlag, Jena.

HUSTEDT F., 1930: Bacillariophyta (Diatomeae). In: PASCHER A. (Ed.), Die Süßwasserflora Mitteleuropas, Heft 10. G. Fischer Verlag, Jena.

JOHNSON U. G. & PORTER K. R., 1968: Fine structure of cell division in *Chlamydomonas reinhardi*. Basal bodies & Microtubules. J. Cell Biol. 38, 403-425.

KLEPAL W., 1988: Spezialpraktikum : Submikroskopische Anatomie und Präparationstechnik. Abteilungsinternes Skriptum.

© Zool.-Bot. Ges. Österreich, Austria; download unter www.biologiezentrum.at

KOL E., 1966: Algal Growth Experiments in the Baradla Cave at Aggtelek (Biospeleologica Hungarica 21). Intern. J. Speleol. 2, 457-474.

KOMAREK J. & ANAGNOSTIDIS K., 1986: Modern approach to the classification system cyanophytes. 2-Chroococcales. Arch. Hydrobiol. Suppl. 73/2, 157-226.

KRAMMER K., 1986: Kieselalgen. Biologie, Baupläne der Zellwand, Untersuchungsmethoden. Franckh'sche Verlagsbuchhandlung, W. Keller & Co, Stuttgart.

KRAMMER K. & LANGE-BERTALOT H., 1986: Bacillariophyceae, 1.Teil: Naviculaceae. In: ETTL H. et al. (Eds.), Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 2/1. G.Fischer Verlag, Stuttgart - New York.

ROBARDS A. W., 1974: Ultrastruktur der pflanzlichen Zelle. Einführung in Grundlagen, Methoden und Ergebnisse der Elektronenmikroskopie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart.

SCHAGERL M., 1989: Die Lampenflora der Hermannshöhle bei Kirchberg/Wechsel unter spezieller Berücksichtigung ihrer Algen. Diplomarbeit des Inst. f. Pflanzenphysiologie der Universität Wien.

SCHOEMAN F. R. & ARCHIBALD R. E. M., 1976: The Diatom flora of Southern Africa. Graphic Arts Division of the CSIR, Pretoria.

SILVERBERG B. A., 1975: Some structural aspects of the pyrenoid of the ulotrichean alga *Stichococcus*. Trans. amer. micros. Soc. 94 (3), 417-421.

Manuskript eingelangt: 1991 01 14

Anschrift des Verfassers: Mag. Michael SCHAGERL, Institut für Pflanzenphysiologie/Abteilung Hydrobotanik, Universität Wien, Althanstraße 14, A-1091 Wien.

ZOBODAT - www.zobodat.at

Zoologisch-Botanische Datenbank/Zoological-Botanical Database

Digitale Literatur/Digital Literature

Zeitschrift/Journal: Verhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Wien. Frueher: Verh.des Zoologisch-Botanischen Vereins in Wien. seit 2014 "Acta ZooBot Austria"

Jahr/Year: 1991

Band/Volume: 128

Autor(en)/Author(s): Schagerl Michael

Artikel/Article: Die Algen der Lampenflora in der Hermannshöhle bei Kirchberg/Wechsel (Niederösterreich) 83-106