

Hanus Ettl
Georg Gärtner

Syllabus der Boden-, Luft- und Flechtenalgen

2. Auflage



Springer Spektrum

Syllabus der Boden-, Luft- und Flechtenalgen

Hanuš Ettl † · Georg Gärtner

Syllabus der Boden-, Luft- und Flechtenalgen

2. , ergänzte Auflage

 Springer Spektrum

Hanuš Ettl †
Půlpecen 7
CR 56802 Svitavy
Tschechien

Georg Gärtner
Universität Innsbruck
Institut Botanik
Sternwartenstrass 15
6020 Innsbruck
Austria

ISBN 978-3-642-39461-4
DOI 10.1007/978-3-642-39462-1

ISBN 978-3-642-39462-1 (eBook)

Die Deutsche Nationalbibliothek verzeichnet diese Publikation in der Deutschen Nationalbibliografie; detaillierte bibliografische Daten sind im Internet über <http://dnb.d-nb.de> abrufbar.

Springer Spektrum

2. Auflage © Springer Berlin Heidelberg 2014

Das Werk einschließlich aller seiner Teile ist urheberrechtlich geschützt. Jede Verwertung, die nicht ausdrücklich vom Urheberrechtsgesetz zugelassen ist, bedarf der vorherigen Zustimmung des Verlags. Das gilt insbesondere für Vervielfältigungen, Bearbeitungen, Übersetzungen, Mikroverfilmungen und die Einspeicherung und Verarbeitung in elektronischen Systemen.

Die Wiedergabe von Gebrauchsnamen, Handelsnamen, Warenbezeichnungen usw. in diesem Werk berechtigt auch ohne besondere Kennzeichnung nicht zu der Annahme, dass solche Namen im Sinne der Warenzeichen- und Markenschutz-Gesetzgebung als frei zu betrachten wären und daher von jedermann benutzt werden dürften.

Gedruckt auf säurefreiem und chlorfrei gebleichtem Papier
Springer Spektrum ist eine Marke von Springer DE.
Springer DE ist Teil der Fachverlagsgruppe Springer Science+Business Media.
www.springer-spektrum.de

Inhaltsverzeichnis

1. Allgemeiner Teil	1
1.1. Zur Geschichte der Boden-, Luft und Flechtenalgensystematik.	1
1.2. Abgrenzung und Definition von aero-terrestrischen Algen	1
1.3. Ökologie, Soziologie und Verbreitung	2
1.4. Kultur	3
1.5. Untersuchung und Bestimmung	6
1.6. Isolation, Kultur und Bestimmung eukaryontischer Flechtenalgen	8
1.7. Sammlungen von Algenkulturen	11
2. Spezieller Teil	13
2.1. Rhodophyta	15
2.2. Cryptophyta	21
2.3. Dinophyta	22
2.4. Chrysophyta	26
2.4.1. Chrysophyceae	26
2.4.2. Prymnesiophyceae	28
2.4.3. Bacillariophyceae	31
2.4.4. Xanthophyceae	127
2.5. Eustigmatophyta	235
2.6. Euglenophyta	242
2.7. Chlorophyta	248
2.7.1. Prasinophyceae	249
2.7.2. Chlamydomphyceae	250
2.7.3. Chlorophyceae	367
2.7.4. Ulvophyceae	559
2.7.5. Charophyceae	597
2.7.6. Zygnemaphyceae	610
3. Anhang	639
Ergänzungen und Änderungen zur 2. überarbeiteten Auflage des „Syllabus“	639
Glossar	691
Tafeln	701
Literatur	735
Namenverzeichnis	751

Der Leopold-Franzens-Universität Innsbruck gewidmet

Vorwort

Als Christian Gottfried Ehrenberg 1854 in seiner «Mikrogeologie» zum ersten Mal wiedererkennbar eine Anzahl bemerkenswerter Bodenalgeln abbildete, da ahnte er wohl kaum, daß mehr als 130 Jahre später noch immer keine taxonomische Gesamtübersicht über die Algenorganismen des Bodens und anderer aerophytischer Standorte vorliegen würde. Bei Untersuchungen zur Mikrobiologie des Bodens nehmen Algen noch immer eine eher bescheidene Rolle ein. Während über Bodenbakterien und Bodenpilze zahlreiche Arbeiten vorliegen, beschränken sich Forschungen zur Bodenalgelnkunde meist auf punktuelle quantitative Erfassung der Algen in verschiedenen Böden oder in qualitativer Weise mit der Floristik und Taxonomie diverser Bodenalgengruppen. Neben speziellen mikrobiologischen Methoden erfordert das Studium aeroterrestrischer Algen (= Bodenalgeln im weitesten Sinn inklusive aerophytischer und lichenisierter Sippen) umfassende Kenntnis der Taxonomie, Morphologie und Zytologie zahlreicher Formenkreise. Die dazu notwendige Literatur ist weltweit verstreut und dem praxisorientierten Bodenmikrobiologen oder Phykologen oft nicht zugänglich. Der hier vorgelegte Syllabus soll eine Gesamtschau über die eukaryontischen Vertreter der Boden-, Luft- und Flechtenalgeln sein, und gleichzeitig für den Lichtmikroskopiker eine Bestimmungshilfe in Form von dichotomischen Schlüsseln bieten. Dabei wurde absichtlich auf die Cyanobakterien (Blaualgen) verzichtet, da diese anderweitig ausführlich behandelt werden und ihre neueste taxonomische Gliederung in der Neuauflage der «Süßwasserflora von Mitteleuropa» erscheinen soll.

Im Syllabus gliedern wir die behandelten Algeltaxa nach einem System, das als Kompromiß zwischen den Auffassungen klassischer und moderner Systematik unter Berücksichtigung der Lichtmikroskopie aufzufassen ist. Dabei hielten wir uns nach den vorhandenen Diagnosen, Abbildungen und Bestimmungsschlüsseln in den meist verwendeten Bestimmungswerken aber auch vorrangig nach den Beschreibungen in der Originalliteratur. Soweit Abbildungen und Textteile von anderen Autoren übernommen wurden, sind dazu für jedes Taxon die entsprechenden Textquellen und Abbildungen zitiert. Neben dieser Kompilation wurden, soweit vorhanden, auch Kulturen und Eigenbeobachtungen in die Bearbeitung miteinbezogen. Den Gattungsbeschreibungen maßen wir besonderes Gewicht bei, während die Arten nur durch ihre wesentlichen diakritischen Merkmale sowie durch ökologische und chorologische Angaben charakterisiert sind. Subspezifische Taxa und unsichere Sippen nahmen wir nicht in die Bestimmungsschlüssel auf, sondern führen sie nur in den Bemerkungen an. Da nach unserer Meinung bei der Bestimmungsbearbeitung den informativen Abbildungen eine wesentliche Bedeutung zukommt, ergänzen Übersichtstabellen und Strichzeichnungen die Schlüssel und Beschreibungen. Wir haben ausdrücklich auf die Übernahme von Fotoreproduktionen verzichtet, doch sind die entsprechenden Abbildungen zitiert, um weitere Vergleiche mit den Typen zu ermöglichen. Bei Arten, deren Stämme in Kulturensammlungen deponiert sind, führen wir die entsprechenden Kulturnummern an. Bei Literaturzitaten verweisen wir nur auf jene wichtigen Werke, aus denen weitere Informationen über die angeführten Taxa zu entnehmen sind. Bei den Gattungen erwähnen wir auch die Anzahl der aero-terrestrischen Arten, soweit sie bisher bekannt sind. Jede Neubewertung von Sippen unterliegt nicht nur bei den taxonomisch so schwierigen Boden- und Luftalgeln sachlicher Kritik. Dieser Syllabus soll einerseits zur besseren Kenntnis und zur Orientierung in der Formenfülle aeroterrestrischer Algen dienen, er soll andererseits auch Ausgangsbasis und Ansporn zu weiteren einschlägigen Untersuchungen sein, wobei wir für jede Ergänzung dankbar sind. Wenn schließlich noch praxisorientierte Forschungsbereiche der Bodenbiologie, die Lichenologie und die Vegetationskunde einen Nutzen daraus schöpfen, dann war unser Konzept richtig.

* Bei der geographischen Verbreitung berücksichtigten wir die Standortsangaben in der Originalliteratur. Dabei blieben die seit der Fertigstellung des Manuskriptes eingetretenen politischen Veränderungen unberücksichtigt

Besonderen Dank schulden wir Herrn Professor Dr. habil. S. Jost Casper, Jena, Frau Professor Dr. Ursula Geissler, Berlin, Herrn Professor Dr. Horst Lange-Bertalot, Frankfurt, und Herrn Professor Rupert Lenzenweger, Ried im Innkreis, für ihre wertvolle Hilfe und Kritik bei der Erstellung des Manuskriptes. Auch den Kuratoren der Algensammlungen, Professor Dr. Uwe Gert Schlösser in Göttingen, und Professor Dr. Richard Starr und Dr. Jeff Zeikus in Austin, Texas, gebührt unser Dank für die übermittelten Algenkulturen. Schließlich dürfen wir dem Gustav Fischer Verlag Stuttgart für sein stetes Entgegenkommen während der Arbeits- und Drucklegungsphase unseren besonderen Dank aussprechen.

Chrastavec und Innsbruck, Frühjahr 1995

H. Ettl und G. Gärtner

Vorwort zum ergänzten Nachdruck des „Syllabus“

Der Wunsch nach einem Nachdruck des „Syllabus“ durch den Springer Spektrum Verlag 18 Jahre nach der 1. Auflage kam für mich überraschend. Nach dem Ableben des Erstautors, meines Freundes Hanuš Ettl, und dem Ende des Gustav Fischer Verlages, waren ein Reprint oder eine Neuauflage nicht absehbar. Doch blieben aeroterrestrische Algen weiterhin mein Forschungsschwerpunkt an der Universität Innsbruck und die umfangreiche Literatur für eine Aktualisierung der 1. Auflage war sofort verfügbar. Zur Manuskripterstellung verblieben aus technischen Gründen nur wenige Wochen. P. Bourrellys Bearbeitung der Grünalgen 1976 folgend, stehen auch beim „Syllabus“ die Ergänzungen am Ende des Nachdruckes und nehmen Bezug auf die entsprechenden Seiten dort. Insgesamt sollte das Konzept des Bestimmungsbuches für aeroterrestrische Algensippen mit dem Lichtmikroskop beibehalten werden und damit der Algenorganismus mit seiner Morphologie im Vordergrund stehen. Die zahlreichen taxonomischen und in weiterer Folge nomenklatorischen Änderungen die durch molekularphylogenetische Untersuchungen laufend erfolgen, sind soweit als möglich zumindest mit den Literaturangaben angeführt. Zeigen sie doch ein neues, manchmal überraschendes Bild verwandtschaftlicher Zusammenhänge, die vielfach noch Rätsel aufgeben aber weiterhin der Basis lichtmikroskopischer Beobachtung bedürfen.

Für die Hilfe bei Beschaffung diverser Literatur und fachlicher Diskussion bedanke ich mich bei Dr. Wolfgang Hofbauer, Fraunhofer-Institut Holzkirchen, Bayern. Prof. Dr. Maya P. Stoyneva, Fakultät für Biologie, Institut für Botanik, Universität Sofia St Kliment Ohridski danke ich für die Hilfe bei Auswertung russischer und ukrainischer Literatur. Dem Springer Spektrum Verlag und Frau Stefanie Wolf danke ich für die konstruktive Zusammenarbeit.

Innsbruck, August 2013

Georg Gärtner

1. Allgemeiner Teil

1.1. Zur Geschichte der Boden-, Luft- und Flechtenalgen systematik

Als die erste Beschreibung einer Bodenalge gilt die bei Dillenius (1741) abgebildete *Nostoc commune*, eine weitverbreitete und seit dem Mittelalter wohl bekannte aerophytische Cyanobakterie. Seit Beginn des 19. Jahrhunderts wurden bei algentaxonomischen Untersuchungen auch Bodenalgen mitberücksichtigt, so bei Dillwyn (1809), Agardh (1812, 1817) und Lyngbye (1819). Um die Mitte des 19. Jahrhunderts beschrieben unter anderen Kützing (1845–71), Ehrenberg (1843, 1854), Nägeli (1849) und Rabenhorst (1865, 1868) zahlreiche Cyanobacteria und Chlorophyta aus Böden, die erste umfangreiche floristische Übersicht lieferte Gräbner (1895) in einer Studie über die norddeutschen Heiden, worin er unter anderem 31 Cyanobakterien, 3 Diatomeen und 18 Chlorophyceen als Bodenalgen beschrieb. Als Klassiker der Bodenalgenforschung dieses Jahrhunderts sind unter anderen der Däne J. B. Petersen, die Schweizer R. Chodat und F. Chodat, ebenso W. Vischer, aus England J. W. G. Lund und die russische Bodenalgenschule um M. M. Gollerbach und E. A. Shtina zu erwähnen. In den USA haben H. C. Bold und seine zahlreichen Schüler ab 1942 umfangreiche Studien über Bodenalgen verfasst, die für die Taxonomie insbesondere coccaler Grünalgen richtungswesend waren. Die erste Beschreibung und Abbildungen von Flechtenalgen der Gattung *Trebouxia* stammen von Famintzin & Boranetzky (1867), wenige Jahre später erschien S. Schwendeners klassische Studie über die Algentypen der Flechtengonidien¹ (1869), worin für damalige Verhältnisse ausgezeichnete Beobachtungen über Phykobionten enthalten sind. Spätere taxonomische Studien über bereits in Kultur genommene Phykobionten lieferten unter anderen R. Chodat (1913) und Warén (1920). Über die Taxonomie und Ökologie verschiedener aerophytischer Algen berichtete Puymaly (1924), grundlegende Untersuchungen zur Isolation, Kultur und Taxonomie von Flechtenalgen nach modernen Gesichtspunkten stammen von E. Tschermak (ab 1941) und V. Ahmadjian (ab 1958). Weitere Details zur Erforschungsgeschichte mögen den Arbeiten von J. B. Petersen (1935), Letrouit-Galinou (1968), Metting (1981) oder Gärtner (1985b) entnommen werden.

1.2. Abgrenzung und Definition von aero-terrestrischen Algen

Während als Flechtenalgen eindeutig jene Algentaxa verstanden werden, die als Phykobionten an der Flechtensymbiose beteiligt sind, ist eine Definition von Boden- und Luftalgen schwieriger. Je nach enger oder weiter Fassung der Begriffe werden entweder nur obligat bodenbewohnende Algen als echte Bodenalgen bezeichnet, andererseits auch fakultativ bodenbewohnende Luft-, Rinden-, Flechten-, ja sogar gelegentlich Schneetalgen (Kryophyten) in diese Kategorie miteinbezogen. Daraus resultieren die großen Auffassungsunterschiede über das Artenspektrum von Bodenalgen: während Round (1981) von nicht mehr als ungefähr 100 gewöhnlichen Bodenalgengattungen spricht, unterscheidet Shtina (1960) aus russischen Böden über 900 Arten. Die Gruppe der Boden-, Luft- und Flechtenalgen, die wir unter dem gemeinsamen Überbegriff der «aero-terrestrischen Algen» (nicht im engen Sinne J. B. Petersens 1935) zusammenfassen, enthält einige Unterkategorien nach ihren vorherrschenden Lebensformen, die in Tabelle 1 zusammengefasst wurden. Nicht unter diesen Kategorien führen wir Kryophyten, die als Schnee- und Eisbewohner eher aquatischen Formkreisen zuzurechnen sind.

Aus der Literatur sind sehr unterschiedliche Kategorisierungen der Algen nach ihren ökologischen, insbesondere ihren Standortsansprüchen bekannt (J. B. Petersen 1935, Cedergren 1939, Tiffany

¹ Der von Wallroth (1825–27) geprägte Terminus «Gonidie» ist nicht mehr gebräuchlich und durch Phykobiont ersetzt worden.

Tabelle 1: Kategorien der Boden-, Luft- und Flechtenalgen

		vorwiegende Lebensform
aero-terrestrische Algen	terrestrisch (fakultativ aerophytisch)	<ul style="list-style-type: none"> – euterrestrisch – hydroterrestrisch – aeroterrestrisch – hypolithisch
	aerophytisch (fakultativ terrestrisch)	<ul style="list-style-type: none"> – epiphytisch – xylophytisch – lithophytisch – phykobiologisch

1951, Friedmann et al. 1967). Im Rahmen der Bearbeitung unterscheiden wir in etwas vereinfachter Darstellung zwei Hauptkategorien: **aerophytische** und **terrestrische** Algenformen. In die erste Gruppe stellen wir Epiphyten (auf Baumrinde, Blättern, Moosen usw.). Xylophyten (Holzbewohner), Lithophyten (Gesteinsbesiedler) sowie die Flechtenalgen (Phykobionten). Unter dem Begriff terrestrische Algen schließen wir im Sinne von J. B. Petersen (1935) sowohl euterrestrische (auf und im Boden lebende) Formen, als auch hydroterrestrische (auf permanent feuchter Erde) und aeroterrestrische im engeren Sinne (auf der Bodenoberfläche und an der Übergangszone zu aerischen Habitaten) ein. Innerhalb der terrestrischen Algen führen wir auch jene hypolithisch lebenden Sippen, die nach Friedmann et al. (1967) vor allem in ariden Gebieten auf der Unterseite von Quarzit und Kalkgestein vorkommen. Das Artenspektrum dieser «Fensteralgen» wurde von Vogel (1955) und Rumrich et al. (1989, 1992) näher untersucht. In Wüstengebieten wurden neben allgemein verbreiteten terrestrischen Algen sogar endolithisch lebende Sippen nachgewiesen (Bell 1993 mit Literaturübersicht).

1.3. Ökologie, Soziologie und Verbreitung

Bodenalgen sind als Primärproduzenten organischer Substanz sowie als Nahrungsquelle für heterotrophe Bodenorganismen wesentliche Glieder terrestrischer Ökosysteme. Darüber hinaus tragen sie durch Verklittung von Bodenpartikeln nicht unwesentlich zur Stabilität von Böden bei (Booth 1941, Bailey et al. 1973). Als Pioniere bei der Besiedlung offener Rohböden oder Vulkanasche, nach Waldbränden und ähnlichem kommt terrestrischen Algen neben den Moosen und Flechten große Bedeutung zu (Schwabe 1970, Schwabe & Behre 1972, Johansen, Ashley & Rayburn 1993).

Bodenalgen fördern oder hemmen das Wachstum und die Entwicklung anderer auto- wie heterotropher Mikroorganismen, sie können ebenso das Wachstum höherer Kulturpflanzen ganz allgemein positiv beeinflussen (Shtina & Nekrasova 1971, Pipe & Shubert 1984 u. a.). Vor allem Grünalgen werden in immer stärkerem Maß als Bioindikatoren zur Untersuchung des Einflusses von Pflanzenschutzmitteln auf die Bodenfruchtbarkeit etc. herangezogen (Pipe & Shubert 1984, Metting 1990a). Ausführliche Literaturübersicht über Ökologie und Funktion der Bodenalgen im Ökosystem bei Starks et al. (1981), Hoffmann (1989), Oesterreicher (1990) und Metting (1981, 1990b). Aspekte der Ökologie und Ökophysiologie von Flechtenalgen sind der lichenologischen Spezialliteratur zu entnehmen (Galun 1988 u. a.).

Untersuchungen über Struktur und Zusammensetzung spezifischer Bodenalgengesellschaften, ausgehend von genauen qualitativen floristischen Analysen, liegen vor allem aus ariden Regionen der Erde vor (Shields 1957, Friedman & Galun 1974, Gollerbach & Shtina 1969, Johansen 1993 u. a.), eine direkte Beziehung zwischen bestimmten Bodenalgensippen und höheren Vegetationseinheiten ist nicht gesichert (Komaromy 1984, Feher 1936), doch besteht ein Zusammenhang

zwischen Azidität des Bodens und dem Artenreichtum der Bodenalgengflora, analog zur höheren Vegetation. Kalkhaltige alkalische Böden sind im allgemeinen artenreicher als saure Silikatböden (Reisigl 1964).

Die räumliche Verteilung der Algen im Boden konzentriert sich vor allem auf die Oberfläche und die obersten 5–10 Zentimeter Boden der Rhizosphäre, diese Schichten stellen die optimalen Lebensräume für viele Bodenalgeng dar, Vorkommen in tieferen Schichten sind eher auf mechanische Transportverlagerungen (Turbationseffekte, Pflügen etc.) zurückzuführen. Viele Boden- und Luftalgen sind euryöke Sippen mit sehr weiter ökologischer Amplitude und zum Teil weltweiter Verbreitung (*Coccomyxa*, *Chlorococcum*, *Heterococcus*, *Stichococcus*). Über weitere Literatur siehe bei Metting (1981) und Archibald (1990). Auch die vertikale Verbreitung von Bodenalgeng ist nur ungenügend bekannt, Vischer (1945 a), Reisigl (1964) und andere Autoren weisen übereinstimmend auf eine deutliche Abnahme der Artenzahlen mit zunehmender Meereshöhe hin, wobei in Hochgebirgen eine Zunahme euryöker Formen zu verzeichnen ist.

Die floristische Zusammensetzung der Bodenalgengflora und damit die Anzahl der als «Bodenalgeng» im weitesten Sinn bezeichneten Algengsippen wird unterschiedlich betrachtet. Einige Artenzahlen eukaryontischer Taxa aus verschiedener Literatur sind dazu aufschlußreich (Tab. 2).

Tabelle 2: Anzahl der Gattungen oder Arten eukaryontischer Bodenalgeng (nach der Literatur)

Angaben bei:	Lokalität	Arten- und Gattungszahlen
Feher (1933)	Waldböden, Mitteleuropa	148 Arten (2 Xanthophyc.)
Reisigl (1964)	Hochalpine Böden, Tirol (über 3000 msm)	89 Arten (28 Xanthophyc.)
Vinatzer (1975)	Dolomiten, Südtirol	77 Arten (16 Xanthophyc.)
Trenkwalder (1975)	Föhrenwälder, Südtirol	95 Arten (10 Xanthophyc.)
Metting (1981)	weltweit	147 Gattungen (15 Xanthophyc.gatt.)
Ettl & Gärtner	weltweit	170 Gattungen (32 Xanthophyc.gatt.) ca. 1000 Arten (215 Xanthophyc.)

1.4. Kultur

Unsere lückenhafte Kenntnis der Bodenalgeng liegt zu einem großen Teil in der zeitaufwendigen Untersuchungsmethodik, die mikrobiologische Arbeitstechniken spezieller Art erfordert. Die Direktbeobachtung von Bodenalgeng in Form von Aufschwemmungen unter dem Lichtmikroskop ist nur bei wenigen Sippen (Diatomeen, Desmidiaceen) erfolgreich und läßt eine sichere Bestimmung kaum zu. Durch die Anwendung spezieller Kulturverfahren ist es erst möglich, ein weites Spektrum des tatsächlichen floristischen Algengbestandes einer Bodenprobe zu erfassen, wobei eine Verzerrung der natürlichen Verhältnisse nicht ausgeschlossen werden kann. Über die mehr als hundertjährige Entwicklung der Algengkulturtechniken sowie deren umfassende Anwendungen geben einige Handbücher erschöpfend Auskunft (Pringsheim 1954, Venkataraman 1969, Stein 1973, Dunger & Fiedler 1989). Hier sei vor allem auf einige spezielle Sammel-, Kultur- und Isolationstechniken hingewiesen, die sich bei Boden- und Luftalgen besonders bewährt haben (dazu auch Taf. I).

Zur Probenentnahme für **qualitative** Analyse des Algengehaltes eines Bodens verwendet man sterile Glasröhrchen, womit einige Kubikzentimeter des Bodenmaterials aufgenommen werden. Obwohl zahlreiche Algen als Ruhe- und Dauerstadien über längere Zeit austrocknen können, soll die Kultur der Probe sofort erfolgen, um den Verlust von Algengmaterial zu vermeiden. Die Anreicherung des in der Bodenprobe enthaltenen Algengbestandes kann nach verschiedenen

Methoden erfolgen (Pringsheim 1954, Lewin 1959, Wiedeman et al. 1964, Bold 1970, Gärtner 1993), wobei sich in der Praxis die im folgenden angeführten bewährt haben.

Anreicherungskulturen

Lassen sich sowohl in Wasser als auch auf bzw. in flüssigen Nährmedien oder in Petrischalen mit Nähragar anlegen. Besonders einfach sind Anreicherungskulturen nach folgenden Methoden:

1. Der zu untersuchende Boden wird möglichst ungestört ca. 1 cm hoch in sterile Petrischalen gefüllt und mit destilliertem Wasser und Nährlösung angefeuchtet (nicht überschwemmen!), die Schalen bei diffusem Tageslicht aufgestellt und laufend mikroskopisch untersucht. Sich entwickelnde Algen sind von der Bodenoberfläche und den Schalenwänden abzunehmen.
2. Das wie in 1. vorbereitete Bodenmaterial wird mit sterilem Filterpapier oder Perlongewebe abgedeckt, daran haftende Algen können so leichter entnommen werden.
3. Eine Bodensuspension wird mit einem handelsüblichen Fixier-Zerstäuber auf sterile Petrischalen mit Nähragar aufgesprüht.
4. Bodenmaterial wird in sterilen Erlenmeyerkolben mit Nährlösung vermischt und dem natürlichen Licht oder in Kulturräumen entsprechender künstlicher Beleuchtung ausgesetzt.
5. Reagenzgläser mit Schrägagar werden mit Nährlösung versehen (wenige ml) und etwas Bodensuspension dazugegeben. Bei solchen biphasischen Kulturen steht den Algen sowohl festes wie flüssiges Medium zur Verfügung.

Besonders ausführlich wurde die Anreicherungskultur mittels feuchter Platten von Lund (1945–46) beschrieben: Naturfeuchtes Bodenmaterial wird in sterilen Petrischalen ausgebreitet und mit sterilem destilliertem Wasser gut angefeuchtet (aber nicht überdeckt!). Auf das Bodenmaterial legt man anschließend sterile Deckgläser (etwas andrücken!); nach Inkubation unter diffusem Tageslicht oder entsprechenden Kulturbedingungen entwickeln sich in diesen feuchten «Mikrokammern» bereits nach einer Woche zahlreiche Algen auf der bodenzugewandten Deckglasseite. Zum Mikroskopieren genügt das Abheben der Deckgläser und vorsichtige Entfernen grober Bodenpartikel, anschließend wird das Deckglas mit einem Tropfen Wasser lichtmikroskopisch untersucht. Gollerbach & Shtina (1969) empfehlen, die Untersuchung nach 3 bis 6 Wochen abzuschließen. Mit dieser Methode lassen sich besonders Diatomeen und Desmidiaceen gut beobachten.

Anreicherung in Flüssigkultur beschreiben Lund (1945–46) und Pringsheim (1954) ausführlich. Hierzu werden 60 bis 100 ml Nährlösung in 250 ml Erlenmeyerkolben 15 Minuten bei 121 °C und 1 bar autoklaviert, nach dem Abkühlen setzt man ca. 1–2 g naturfeuchten Boden dem Medium zu. Nach Inkubation bei diffusem Tageslicht am Nordfenster oder in entsprechenden Kulturräumen lassen sich nach 1–2 Wochen die ersten Algen in der Nährlösung, aber auch an der Glaswand des Kolbens erkennen. Eine mikroskopische Untersuchung soll nun laufend erfolgen. Da sich manche Algen nur sehr langsam entwickeln, empfiehlt es sich, die Anreicherungskultur bis etwa 5 Monate nach der Beimpfung noch zu untersuchen!

Anreicherungskulturen auf Nähragarplatten: Hierzu wird steriles Nährmedium mit 1% Agar versetzt und in sterilen Petrischalen ca. 3 mm hoch ausgegossen. Anschließend sprüht man eine Bodensuspension (ca. 1 g naturfeuchter Boden in 5 ml dest. Wasser) mit einem handelsüblichen Fixier-Zerstäuber (siehe Taf. I) auf die erstarrte und etwas abgetrocknete Agaroberfläche in der Petrischale auf. Diese Methode, bereits von Vischer (1939), Pringsheim (1954) oder Bold (1970) beschrieben, zeigt allgemein sehr gute Resultate. Die in geringer Menge und als dünner Film aufgesprühte Bodensuspension läßt erste Algenkolonien bereits nach ca. 1 Woche makroskopisch erkennen, die Überprüfung der Petrischalen mit einem Durchlichtmikroskop ist relativ leicht, da wenig Bodenpartikel stören. Von solchen Agarplatten lassen sich viele Algenkolonien mit einer sterilen Glasnadel, Impföse oder Kapillarpipette zur Weiterzucht abimpfen.

Zur Anreicherungskultur haben sich auch Erd-Wasser-Kulturen unter Zusatz organischer Substanzen (Stärke, Proteine) bewährt (siehe ausführlich bei Pringsheim 1954). Bei diesen «Faulkulturen» überschichtet man im Reagenzglas etwas Stärke mit gewöhnlicher Gartenerde und Wasser. Damit gelang die Kultur zahlreicher farbloser Flagellaten und verschiedener Euglenaceen. Für viele

Grünalgen und Xanthophyceen wird in einer Erd-Wasser-Anreicherungskultur auch die Zugabe von Torf-Extrakten empfohlen (Pringsheim 1954).

Reinkulturen

Als Reinkulturen bezeichnen wir Algenisolate, die bereits von Bakterien, Pilzen und anderen Algenorganismen gereinigt und «unialgal», d. h. aus einer einzigen Zelle gezüchtet wurden. In axenischer Form dienen Reinkulturen biochemischen, physiologischen und taxonomischen Forschungen und werden als Dauerkulturen in Algensammlungen weitergeführt. Reinkulturen lassen sich aus Anreicherungskulturen z. B. auf Nähragarplatten folgenderweise erzielen: Man überträgt mittels steriler Impfadel kleine Algenkolonien aus der Anreicherungskultur auf sterile Nähragarpetrischalen und streicht die Algenzellen möglichst dünn aus. Zur Erzielung von Kulturen aus einer einzigen Zelle («unialgal cultures») ist es nötig, einzelne Algenzellen von der Verunreinigung durch fremde Algenkolonien, Pilzhyphen und Bakterien zu trennen. Dies kann mechanisch durch sterile Glashaken unter dem Binokular mit der Hand oder mit Hilfe von Mikromanipulatoren erfolgen. Nach Isolierung einzelner Zellen auf der Agarplatte überträgt man nach 2–3 Tagen diese Einzelzellen mit etwas Agarmaterial unter möglichst sterilen Bedingungen auf neuen Agar, z. B. in Reagenzgläsern, um das Anwachsen solcher Einzelzell-Kulturen beobachten zu können. Meist ist nach 2 Monaten eine makroskopisch sichtbare Algenkolonie entwickelt. Axenische Kulturen sind zur taxonomischen Untersuchung nicht unbedingt nötig, unialgal ist jedoch Voraussetzung!

Erfolgte die Anreicherungskultur in Flüssigmedien (Erlenmeyerkolben), entnimmt man etwas Algenmaterial mittels steriler Mikropipette und streicht dieses ebenfalls auf Agarplatten aus. Nach ca. 2 Wochen können mittels Kapillarpipette einzelne Algenzellen entnommen und wiederum in Reagenzgläser mit Flüssigmedium übertragen werden. Bei Algensippen mit geißelbeweglichen Reproduktionszellen (Zoosporen) lassen sich unter dem Binokular mittels steriler Kapillarpipetten aus einzelnen Zoosporen ebenfalls Reinkulturen erzielen.

Die Verwendung von Antibiotika zur Herstellung von Reinkulturen soll möglichst nur dann erfolgen, wenn andere Methoden ohne Erfolg bleiben. Sowohl die Art und Konzentration des Antibiotikums als auch seine Anwendungsdauer sind in ihrer Wirkung auf die einzelnen Algensippen nur wenig bekannt. In jedem Fall ist der Einsatz in der Algenkultur zu minimieren (Jones et al. 1973). Über weitere Hinweise zur Anwendung von Antibiotika siehe Hoshaw & Rosowski 1973, Bednářová et al. 1976).

Quantitative Untersuchungsmethoden

Dabei sind direkte Methoden und Kulturmethoden zu unterscheiden. Letztere entsprechen weitgehend den mikrobiologischen Agar-Plattenverfahren, dabei sind entsprechende Nachteile zu beachten: unterschiedliches Wachstum der Algenindividuen, häufig Aggregatbildung und Fadenverbände, oft mit starken Schleimbildungen, die eine einheitliche Bodensuspensionsherstellung erschweren. Direkte Methoden sind, soweit bisher erkennbar, genauer und ergeben größere Zellzahlen (Shtina & Nekrasova 1971, Oesterreicher 1988, Dunger & Fiedler 1989).

Bei **direkten Methoden** ist die Anwendung der Fluoreszenzmikroskopie (Tchan 1952) ein brauchbares Verfahren zur Bestimmung von Zellzahl und Biomasse. Dabei werden Bodensuspensionen verschiedener Verdünnung mittels Durchlichtfluoreszenz in Zählkammern (0,1 mm Tiefe) ausgezählt. Die natürliche Fluoreszenz des Chlorophylls erlaubt eine sichere Erkennung von Algenzellen als rote Kolonien, Fäden oder kugelige Einzelzellen. Aus der Menge der Bodenprobe und dem bekannten Zählkammervolumen läßt sich die Zellzahl je g Boden berechnen. Eine Anfärbung der Algenzellen (Acridinorange etc.) ist nicht notwendig.

Herstellung der Bodensuspension nach Tchan (1952):

20 g Boden werden mit 50 ccm dest. Wasser suspendiert, gröbere Sandpartikel absetzen lassen, Überstand dekantieren, neuerlich waschen, bis alle Sandkörner algenfrei sind (Mikroskopkontrolle mit Fluoreszenz!); die gesamten Suspensionen werden 1 Minute zentrifugiert

(500 U/min.), der Bodensatz enthält nun Algenzellen und Bodenpartikel, der Überstand wird dekantiert; aus dem Bodensatz wird durch Zusatz von Aqua dest. die eigentliche Bodensuspension bereitet, wobei 1 Teil Boden mit 5 bis 10 Teilen Aqua dest. verdünnt wird. Bei höherer Konzentration stören dichte Bodenpartikel die Untersuchung.

Neben der Durchlichtfluoreszenz erprobte Oesterreicher (1988) die Auflichtfluoreszenz zur Direktzählung von Algenkulturen auf beimpften Petrischalen. Mit dieser Methode, die zu brauchbaren Ergebnissen führte, ist auch die Erfassung sehr kleiner Algenkolonien möglich. Über Prinzip und Methodik der Fluoreszenzmikroskopie sowohl bei Durchlicht- als auch Auflichtverfahren, notwendige Beleuchtungs- und Filtersysteme usw. siehe Göke (1988).

Shtina (1960) beschreibt eine direkte Zählmethode ohne Fluoreszenz und ohne Verwendung einer Zählkammer. Hierbei wird eine Algensuspension (1 g naturfeuchter Boden in 50 ml dest. Wasser) tropfenweise mit einer Meßpipette auf einen Objektträger aufgebracht, mit einem Deckglas abgedeckt und die Algenanzahl im Lichtmikroskop mit einem Okularnetzmikrometer ausgezählt. Dabei wird nur die Hälfte des Tropfens gezählt (jeder 2. Streifen des Okularmikrometers in der Breite des mikroskopischen Sehfeldes wird gezählt!). Aus dem bekannten Volumen des Suspensionstropfens (ca. 30 µml pro Tropfen) läßt sich die Algenzahl im Boden wie folgt berechnen:

$$2.30.50.y = \text{Algenzahl.g Boden}^{-1}$$

(2 = Zählung des halben Tropfens
30 = 1 ml Suspension = 30 Tropfen zu je ca. 30 µml
50 = Bodensuspension zu 50 ml
y = Registrierte Zahl der Zellen)

Aus der Algenzellenzahl ist nach Berechnung des mittleren Volumens der Zellen unter Festlegung des spezifischen Gewichtes schließlich die Algenmasse im Boden zu berechnen (Dunger & Fiedler 1989).

Kulturbedingungen

Voraussetzung für eine erfolgreiche Kultur von Bodenalgeln sind neben den Nährstoffen geeignete Beleuchtung und die Temperatur. Für viele Sippen reichen das diffuse Tageslicht an einem Nordfenster und die normale Raumtemperatur (um 20 °C) völlig aus. Direkte Sonnenbestrahlung ist auf alle Fälle zu vermeiden. Unter standardisierten Kulturbedingungen (in Brutschränken oder Kulturkammern usw.) werden kühlere Temperaturen (zwischen 11 und 18 °C) und Beleuchtungsstärken zwischen 1200 bis 3000 Lux (Leuchtstoffröhren 30 W) bei einem 12stündigen Licht-Dunkel-Wechsel empfohlen. (Über Kulturbedingungen in Algenkultursammlungen siehe Schlösser 1982, Gärtner 1985, Starr & Zeikus 1987 u. a.).

Für viele Algen wird zu mineralischen Nährlösungen die Zugabe kleiner Mengen von Bodenextrakt empfohlen (Pringsheim 1954, Schlösser 1982). Hierzu wird frische Gartenerde mit Leitungswasser 2mal in einem Abstand von 24 Stunden jeweils 1 Stunde gekocht, die von Partikeln gereinigte Lösung schließlich 20 Minuten bei 1 bar und 121 °C autoklaviert. Die Aufbewahrung dieses Bodenextraktes im Kühlschrank ist anzuraten.

1.5. Untersuchung und Bestimmung

Zur Bestimmung von Bodenalgeln sind die in der phykologischen Forschung unter Verwendung des Lichtmikroskops üblichen Schritte zu vollziehen. Dabei ist neben zellmorphologischen Kriterien, wie Zellgestalt, Zellwand, Chloroplast, Pyrenoid, Zellkern, Vakuolen usw. auch die Reproduktion (asexuell wie sexuell) zu berücksichtigen. Die in der Phykologie üblichen Färb- und Reaktionstests sind zusätzlich durch Beachtung besonderer Merkmale der Kulturen zu ergänzen. Hier ist unter anderem die Ausbildung von Gallerte, Oberflächenstruktur der Kultur auf Agar, spezielle Färbungen, Verschleimungen, sowohl an frisch überimpften wie auch an älteren Kulturen zu beobachten. Des weiteren können physiologische Verhaltensweisen gegenüber Kohlenstoff-

Empfehlenswerte Nährmedien für Bodenalgae (alle Mengenangaben in g!)

a) nach Chu (1942)

Ca(NO ₃) ₂	0,04
KH ₂ PO ₄	0,01 oder ,005
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0,025
Na ₂ CO ₃	0,02
Na ₂ SiO ₃	0,025
FeCl ₃	0,0008
Aqua dest.	1000,0 ml

b) nach Knop (modifiziert)²

KNO ₃	1,0
Ca(NO ₃) ₂	0,1
KH ₂ PO ₄	0,2
MgSO ₄ ·7H ₂ O	0,1
FeCl ₃	0,001
Aqua dest.	1000,0 ml

c) nach Detmer (modifiziert nach Venkataraman 1969)²

Ca(NO ₃) ₂	1,0
KCl	0,25
MgSO ₄	0,25
KH ₂ PO ₄	0,25
Aqua dest.	1000,0 ml

einige Tropfen FeCl₃-Lösung (1% aqu. sol.)

d) Bold's Basal Medium (Bischoff & Bold 1963)

6 Stammlösungen zu je 400 ml Aqua dest. von folgenden Salzen:

NaNO ₃	10,0	K ₂ HPO ₄	3,0
CaCl ₂ ·2H ₂ O	1,0	KH ₂ PO ₄	7,0
MgSO ₄ ·7H ₂ O	3,0	NaCl	1,0

10 ml von jeder Stammlösung werden mit 940 ml Aqua dest. vermischt und jeweils 1 ml der folgenden

4 Spurenelementlösungen dazugegeben:

1 – 50 g EDTA (Äthylendiamintetraessigsäure) und 31 g KOH in 1000,0 ml aqua dest. gelöst;

2 – 4,98 g FeSO₄·7H₂O gelöst in 1000,0 ml angesäuertem Aqua dest. (angesäuertes Aqua dest. = 1,0 ml H₂SO₄ konz. in 999 ml Aqua dest. gelöst);

3 – 11,42 g H₃BO₃ gelöst in 1000,0 ml Aqua dest.

4 – Folgende Salze gelöst in 1000,0 ml Aqua dest.:

ZnSO ₄ ·7H ₂ O	8,82
MoO ₃	0,71
Co(NO ₃) ₆ ·6H ₂ O	0,49
MnCl ₂ ·4H ₂ O	1,44
CuSO ₄ ·5H ₂ O	1,57

Sämtliche Nährlösungen können in 1% Agar verfestigt werden.

² Lösungen b) und c) können in Verdünnungen von 1/2, 1/3, 1/4 bis 1/10 verwendet werden (Pringsheim 1954, Venkataraman 1969).

oder Stickstoffquellen, Änderungen des Lichtangebotes durch Licht-Dunkelrhythmus usw. zur Charakterisierung bestimmter Algenstämme dienen. Diese von Deason & Bold (1960) als «supplementary attributes» bezeichneten Merkmale ergänzen das Merkmalspektrum von Algenkulturen und lassen sich auch taxonomisch bei Bestimmung kritischer Sippen anwenden, erfordern dafür aber aufwendige Kulturbedingungen. Sie sollten jedoch eine exakte zytomorphologische Beobachtung und Beschreibung des Untersuchungsmaterials nur erweitern, nicht ersetzen.

Orceinfärbung des Zellkernes, JKI-Nachweis der Stärke, Chloraljod (Jodkristalle in Chloralhydrat gelöst) für Stärkespuren, Azokarmin-G oder Säurefuchsin für den Pyrenoidnachweis, Tusche und Methylenblau für Gallerten und Zellwände sind wie bei üblicher Lebenduntersuchung von Algenmaterial in jedem Fall anwendbar. Material aus Flüssigkulturen wird mit einem Tropfen des Mediums, Algenzellen aus Agarkulturen mit einem Tropfen Wasser mikroskopiert. Viele coccale Grünalgen oder Xanthophyceen sind in ihrer Raumstruktur oft mühsam zu analysieren, der hohlkugelige Chloroplast bedarf genauer Mikroskopie in verschiedenen Zellebenen. Langsames Quetschen der Zellen durch das Eigengewicht des Deckglases bei Verdunsten des Wassertropfens läßt viele Zellstrukturen erst nach einigen Minuten erkennen. Zur besseren Darstellung von Chloroplastenstrukturen (Lappen, Rippen, Durchbrechungen etc.) ist die Verwendung eines Blaufilters (Kodak Wratten No. 48, siehe Friedmann 1966) bei Durchlichtmikroskopie empfehlenswert. Pyrenoidstrukturen, insbesondere bei Grünalgen die Ausbildung der Stärkehülle, lassen sich durch Anfärben mit Lugolscher Lösung, aber auch durch Zerquetschen der Zellen sichtbar machen. Mehrteilige Stärkehüllen weichen auseinander, die einzelnen Stärkekörner lassen sich unterscheiden. Dagegen treten kontinuierliche hohlkugelige Stärkehüllen bei Quetschen der Zelle als farblose Kugeln aus den Zellen aus (Ettl & Gärtner 1987).

Die Untersuchung von herbarisierten (getrockneten) Bodenalgen ist bei den meisten begeißelten und coccalen Formen unmöglich, Herbarmaterial von fädigen Formen läßt sich nur bei allerbesten Konservierung noch taxonomisch bearbeiten, vielfach ist aber auch hier die ursprüngliche Morphologie verlorengegangen. Zur Untersuchung und Konservierung von Bacillariophyceen sei auf Krammer & Lange-Bertalot (1986, p. 62) verwiesen. Das wohl beste Hilfsmittel für ein sinnvolles und weiterführendes Studium der Bodenalgen sind in jedem Fall Kulturensammlungen, über deren Wert a.a.O. mehrfach berichtet wurde. Noch gelten die Worte E. G. Pringsheims:

«... ohne Klonkulturen unter verschiedenen Kulturbedingungen, und dieselben in Form von Dauerkulturen als Vergleichsmaterial aufbewahrt, bleibt jegliche taxonomische und nomenklatorische Schlußfolgerung zweifelhaft ...»

1.6. Isolation, Kultur und Bestimmung eukaryontischer Flechtenalgen

Unter den bisher bekannten rund 30 Gattungen mit über 80 Arten eukaryontischer Algen, die an der Flechtensymbiose als Algenpartner (Phyko- oder Photobiont) beteiligt sind, finden sich viele aeroterrestrische Vertreter, wie Arten der Gattungen *Coccomyxa*, *Stichococcus*, *Chlorella*, *Trentepohlia* und andere (Fig. 1). Weitaus am häufigsten wurden Arten von *Trebouxia* aus Flechten beschrieben, dieses Taxon scheint nahezu obligatorisch als Phykobiont aufzutreten, ist jedoch auch freilebend bekannt (ausführliche Literaturhinweise bei Tschermak-Woess 1988). In tropischen Regionen sind Vertreter der Familie Trentepohliaceae als Phykobionten häufig. Bisher nur aus Flechten bekannt sind *Coccobotrys* und *Elliptochloris*.

Zur Isolation des Phykobionten eignet sich am besten möglichst frisches Flechtenmaterial. Die bei Bodenalgen angewandten Methoden zur Algenkultur sind nur bedingt auf Flechtenalgen übertragbar, da kein floristisches Spektrum verschiedener Arten wie aus Bodenproben, sondern nur eine bestimmte Sippe – der Phykobiont – in Kultur genommen wird. Bekanntlich besiedeln zahlreiche Algen als Epiphyten die Oberflächen oder Zwischenräume von Flechtenthalli und kommen in Kulturen neben dem eigentlichen Phykobionten zur Entwicklung. In der Praxis hat sich die oberflächliche Reinigung des Flechtenthallus mit Wasser bewährt, um Epiphyten zu entfernen.

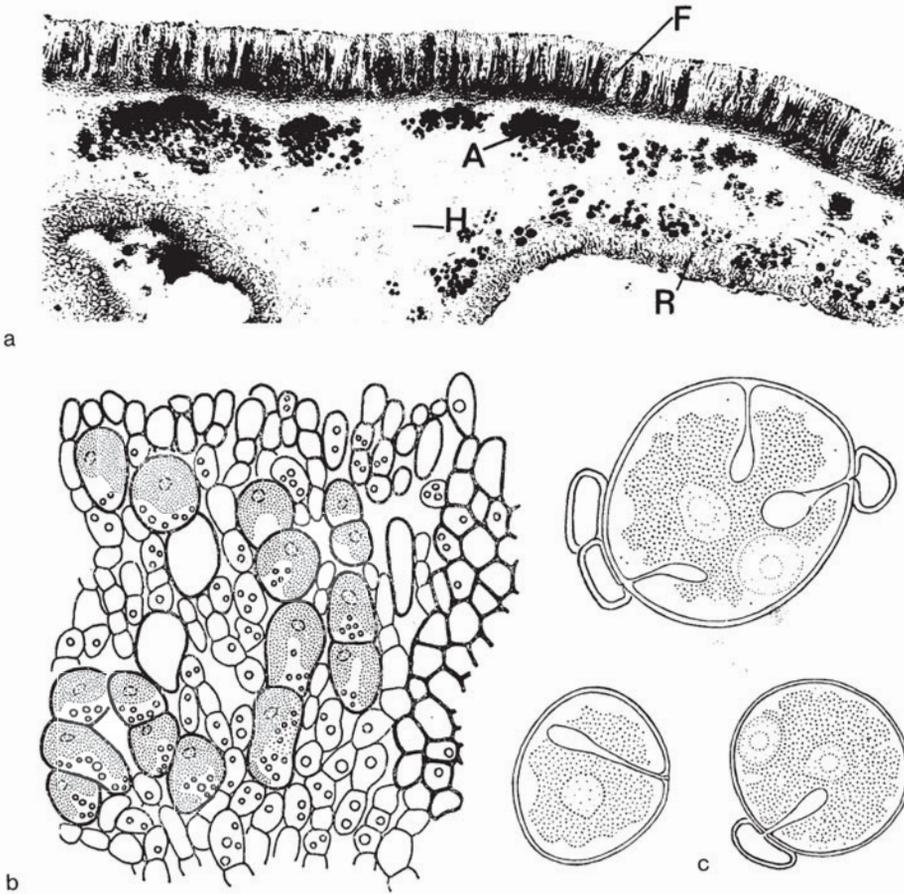


Fig. 1. a Querschnitt durch den Flechtenthallus von *Xanthoria parietina*. Oben Fruchtschicht (F) des Apotheciums, innen als dunkle Körper zwischen den Hyphen (H) die Flechtenalgen (A), unten das Rindensystem (R); b Schnitt durch einen Teil des Flechtenthallus von *Verrucaria adriatica* mit der Alge *Dilabifilum arthropryreniae* (punktiert); c *Trebouxia*-Zellen mit eindringenden Haustorien des Pilzpartners (a nach Ettl, b nach Tschermak-Woess, c nach Geitler).

Wiederholtes Eintauchen von vorgereinigten Thallusbruchstücken in 3% H_2O_2 , versetzt mit einigen Tropfen NaOH, tötet beziehungsweise entfernt ebenfalls Aufwuchsalgen, darüber hinaus wird das Mycel des Flechtenpilzes aufgeweicht (Meisch 1981). Aus den Thallusfragmenten wird das Phykobiontenmaterial unter dem Binokular ausgequetscht und auf Agarplatten ausgestrichen. Auch mittels Kapillarpipette lassen sich aus einer Suspension des gequetschten Flechtenthallus einzelne Phykobiontenzellen isolieren und in Kultur nehmen. An den Zellen anhaftende Hyphenfragmente sind hier kein Nachteil, sie bestätigen nur, daß tatsächlich Phykobiontenzellen und keine Aufwuchsalgen isoliert werden. Laufende mikroskopische Kontrolle der Isolate und weitere Reinigungsschritte, in ähnlicher Weise wie bei den Bodenalgen geschildert, sind notwendig. Als Nährmedien für Flechtenalgen dienen neben den angeführten Bodenalgenmedien (unter Zusatz von Vitaminlösungen) vor allem:

Trebouxia-Organic-Medium nach Ahmadjian (1967)

BBM-Nährlösung	970 ml
Proteose-Pepton	10,0 g
Glucose	20,0 g

Trebouxia-Agar nach Starr & Zeikus (1987)

BBM-Nährlösung	850 ml
Bodenextrakt	140 ml
Proteose-Pepton	10,0 g
Glucose	20,0 g

Sämtliche Medien können mit 1% bis 2% Agar verfestigt werden. Über weitere Details zur Kultur von Phykobionten siehe bei Ahmadjian (1967, 1973), Starr & Zeikus (1987), Friedl (1989).

Bei der Bestimmung der Flechtenalgen wird man mit einfachen Thallusschnitten und Quetschpräparaten häufig nicht auskommen und auf einfache Rohkulturen oder sogar Reinkulturen zurückgreifen müssen. Der nachfolgende Bestimmungsschlüssel ist sowohl auf Merkmale der Algen in frischem Flechtenmaterial als auch auf Kulturen aufgebaut. Für weitere Bestimmungshilfen sei auf diverse Schlüssel in Flechtenbestimmungswerken (Poelt 1969, Clauzade & Roux 1985) sowie auf die ausführlichen Darstellungen bei Ahmadjian (1967), Letrouit-Galinou (1968), Tschermak-Woess (1988) und Gärtner (1992) verwiesen.

Bestimmungsschlüssel der wichtigsten Gattungen eukaryontischer Flechtenalgen

- 1a Zellen mit einem oder mehreren Plastiden von grüner bis gelbgrüner Farbe 4
- 1b Zellen orange oder braungrün oder gelbgrün gefärbt (in der Natur!), keine echte Stärke (JKJ-Reaktion!) **Trentepohliaceae** 2
- 2a Phykobiont mit kurzen oder längeren Fäden, Zellen zylindrisch bis tonnenförmig, in der Flechte orangerot bis rötlich (in Kultur ergründend!) **Trentepohlia**
- 2b Phykobiont bildet radiär oder platten- bis krustenförmig wachsende, ein- oder mehrschichtige Thalli, diese endo- oder epiphytisch vorkommend 3
- 3a Thalli aus radiär verlaufenden Fäden oder krustenförmig, mehrschichtig; subcuticular in foliicolen *Strigula*-Arten (meist tropisch) **Cephaleuros**
- 3b Thallus aus fächerförmigen Fäden oder eine einschichtige Kruste bildend, epiphytisch, meist tropisch **Phycopeltis**
- 4a Phykobiont aus einzelnen ellipsoidischen Zellen oder kurze Fäden aus fast kugeligen bis tonnenförmigen Zellen bildend, Plastiden gelbgrün, ohne Stärke (JKJ-Reaktion negativ!), in *Verrucaria*-Arten **Heterococcus**
- 4b Phykobiont aus Einzelzellen, kurzen Fäden, Zellgruppen oder kubischen Aggregaten, Plastiden hellgrün bis dunkelgrün, mit echter Stärke (JKJ!) **Chlorophyta** 5
- 5a Zellen in unregelmäßigen Kolonien mit geschichteten aber nicht zusammenfließenden Gallerthüllen **Gloeocystis**
- 5b Zellen ohne oder mit dünnen Gallerthüllen, diese nicht geschichtet aber bisweilen zusammenfließend 6
- 6a Zellen kugelig mit dicker, warzig oder rippenartig ornamentierter Wand **Trochiscia**³
- 6b Zellwände ohne Skulptur 7
- 7a Zellen in Diaden oder Tetraden, Paketen oder unregelmäßigen Gruppen, in Kultur zu Fäden auswachsend 16
- 7b Zellen gewöhnlich einzeln, oder in Kultur in kurzen, leicht zerfallenden Fäden aus wenigen Zellen 8
- 8a Zellen kurz-zylindrisch, oft leicht gebogen mit abgerundeten Zellenden, oder ellipsoidisch bis unregelmäßig kugelig, in Kultur kurze, sehr leicht zerfallende Fäden bildend; Chloroplast parietal, Pyrenoid vorhanden, aber im Lichtmikroskop kaum sichtbar **Stichococcus**

³ Aus *Polyblastia*-Arten (Verrucariaceae) bekannt, aber insgesamt sehr unsicher!

8b	Zellen nicht zylindrisch und keine leicht zerfallenden Filamente bildend	9
9a	Chloroplast ohne Pyrenoid	10
9b	Chloroplast mit einem (oder mehreren) Pyrenoiden	13
10a	Asexuelle Fortpflanzung in Kulturen nur durch Autosporien	11
10b	Asexuelle Fortpflanzung in Kultur durch Auto- und Zoosporen	12
11a	Zellen ellipsoidisch bis etwas spindelförmig, auch eiförmig oder fast kugelig, mit (nicht immer deutlich sichtbarer) oder ohne Gallertscheide, Chloroplast wandständig, nicht eingeschnitten	<i>Coccomyxa</i>
11b	Zellen ellipsoidisch bis kugelig, ohne Gallertscheide, Chloroplast parietal schüsselförmig mit zwei tiefen Einschnitten	<i>Elliptochloris</i>
12a	Zellen kugelig mit netzförmig durchbrochenem, hohlkugeligem Chloroplast	<i>Dictyochloropsis</i>
12b	Zellen ellipsoidisch bis birnenförmig, jung fast kugelig, Zellwand seitlich oft verdickt; Chloroplast zweilappig oder tief eingeschnitten, das Zellumen fast ausfüllend	<i>Myrmecia</i>
13a	Asexuelle Fortpflanzung in Kultur durch Autosporien	14
13b	Asexuelle Fortpflanzung in Kultur durch Auto- und Zoosporen	15
14a	Chloroplast wandständig, schüsselförmig, häufig ± auch unregelmäßig gelappt	<i>Chlorella</i>
14b	Chloroplast massiv und ± axial, mit unregelmäßig gelapptem Rand, gelegentlich in Kultur zu maulbeerartigen Gebilden vereinigt	<i>Pseudochlorella</i>
15a	Chloroplast axial, bisweilen massiv, mit mehr oder weniger stark ausgeprägten Randloben, Zellkern stets etwas exzentrisch in einer deutlichen Ausbuchtung des Chloroplasten liegend	<i>Trebouxia</i> (inkl. <i>Pseudotrebouxia</i>)
15b	Zellen mit ähnlicher Chloroplastenstruktur, Zoosporangien mit zahlreichen (64–128) Zoosporen; aus <i>Anzina</i> (= <i>Varicellaria</i>) <i>carneonivea</i> isoliert	<i>Asterochloris</i> ⁴
16a	Chloroplasten ohne Pyrenoid, aus <i>Verrucaria nigrescens</i> isoliert	<i>Coccobotrys</i>
16b	Chloroplast mit Pyrenoid (im Lichtmikroskop oft schwer erkennbar!)	17
17a	Zellen in Kultur zu Paketen verbunden, mit Gallerte; Phykobiont von <i>Lecidea lapicida</i> und <i>L. plana</i>	<i>Chlorosarcinopsis</i>
17b	Zellen meist zu Diaden, Paketen oder unregelmäßigen Fäden vereinigt, ohne Gallerte	18
18a	Phykobiont bildet in Kultur stets verzweigte Zellfäden	20
18b	In Kultur werden meist nur Diaden oder Zellpakete gebildet (nur sehr selten kurze Fäden)	19
19a	Zellen meist in Diaden oder kleinen kubischen Paketen angeordnet, Zoosporen unbekannt	<i>Diplosphaera</i> ⁵
19b	Zellen zu 2–4 oder mehr in kubischen Paketen angeordnet, in Kultur auch sehr kurze Fäden bildend, asexuelle Fortpflanzung durch Zweiteilung, Auto- und Zoosporen	« <i>Protococcus</i> » ⁶
20a	Zoosporen mit 4 Geißeln	<i>Dilabifilum</i>
20b	Zoosporen mit 2 Geißeln	<i>Leptosira</i>

1.7. Sammlungen von Algenkulturen

Im Rahmen der Bearbeitung des vorliegenden Bandes wurden zahlreiche Algenisolate aus verschiedenen Kultursammlungen untersucht, allen Kuratoren sei an dieser Stelle unser Dank ausgesprochen. Soweit vorhanden und bekannt führten wir bei den bearbeiteten Stämmen auch die aktuelle Bezeichnung (Nummer) der entsprechenden Kultursammlung an. Die international nach Taki-shima et al. (1989) üblichen Abkürzungen der Sammlungen bedeuten:

⁴ Steht *Trebouxia* sehr nahe, von Tschermak-Woess 1989 in diese Gattung übergeführt (vergl. S. 579).

⁵ Aus der Flechte *Normandina pulchella* wurde eine sehr nahestehende Sippe, *Nannochloris normandinae*, isoliert. Weitere Details siehe bei Tschermak-Woess (1981), bzw. Seite 518.

⁶ Sammelgattung, siehe dazu unter *Apatococcus*, *Desmococcus* ff.

UTEX = Culture Collection of Algae, University of Texas at Austin, Texas 78712, USA

CCAP = Culture Centre of Algae and Protozoa, früher in Cambridge, nunmehr in Ambleside und Oban, UK

SAG = Sammlung von Algenkulturen, Universität Göttingen, Deutschland

ASIB = Algensammlung am Institut für Botanik der Universität Innsbruck (früher unter IBSG), Innsbruck, Österreich

CCHU = Botanical Institute, Hiroshima University, Japan

2. Spezieller Teil

Die eukaryontischen Algen werden heute in ungefähr 22 Klassen eingeteilt. 15 davon enthalten aeroterrestrische Algen, die sich sehr unregelmäßig auf die einzelnen Klassen verteilen, wobei in den Bacillariophyceae, Xanthophyceae, Chlamydomphyceae und Chlorophyceae weitaus die meisten Vertreter dieser Lebensformen vorkommen. Von den übrigen Klassen leben nur wenige oder einzelne Sippen terrestrisch oder aerophytisch. Die Bestimmung der Klassen ist für Anfänger, und nicht nur für diese, etwas schwierig, so daß man mit einem üblichen Bestimmungsschlüssel in vielen Fällen kaum auskommen wird. Zur besseren Orientierung dient die beigelegte Tafel (Taf. II), außerdem sollten die ausführlicheren Beschreibungen der Klassen (oder Abteilungen) berücksichtigt werden.

Bestimmungsschlüssel der Klassen

- 1a Zellen mit überwiegend grasgrünen Chloroplasten. Chlorophylle a und b vorhanden, diese können jedoch durch akzessorische Pigmente maskiert sein 2
- 1b Zellen mit anders gefärbten Chloroplasten. Chlorophyll b stets fehlend. Farbe der Assimilationspigmente bei einigen hierher gehörenden Klassen (Xanthophyceae, Eustigmatophyceae) dennoch gelbgrün⁷ 8
- 2a Einzellige, stark spezialisierte Flagellaten, meist freischwimmend, z. T. in festen Gehäusen. Apikal mit einer Ampulle. Reservestoff Paramylon⁸, das außerhalb des Chloroplasten angehäuft wird. Stigma selbständig, nicht an die Chloroplasten gebunden. Viele Sippen sind apoplastisch **Euglenophyceae** (S. 243)
- 2b Einzellige oder mehrzellige Flagellaten oder Algen. Reservestoff echte Stärke⁹, die innerhalb der Chloroplasten angehäuft wird. Stigma immer an die Chloroplasten gebunden. Einige Sippen sind apochlorisch 3
- 3a Begeißelte Zellen fehlen. Sexuelle Fortpflanzung durch Konjugation unbegeißelter Gameten. Algen einzellig, koloniebildend oder fadenförmig. Oft mit kompliziert gebauten, großen Chloroplasten (Megaplasten) **Zygnemaphyceae** (S. 610)
- 3b Begeißelte Zellen vorhanden. Sexuelle Fortpflanzung durch begeißelte Gameten (wenigstens der männliche Gamet) 4
- 4a Begeißelte Zellen immer mit Zellwand; nackte Protoplasten nur kurzfristig auftretend (Protoplastenteilung, Gametenverschmelzung). Auch bei den Flagellaten werden Sporangien und Gametangien gebildet. Nur monadoide, capsale und coccale Organisationsstufen bekannt **Chlamydomphyceae** (S. 250)
- 4b Begeißelte Zellen nackt bzw. mit Schuppen oder Theka. Bei den Flagellaten werden weder Sporangien noch Gametangien gebildet 5
- 5a Begeißelte Zellen mit charakteristischem asymmetrischen Bau, apikal mit \pm deutlichem vestibulären Krater, aus dem 2 oder 4, seltener 1 oder 8 Geißeln entspringen. Die meisten Sippen tragen an der Zelloberfläche ausgeprägte submikroskopische Schuppen¹⁰ oder eine homologe Theka; nur als Flagellaten auftretend **Prasinophyceae** (S. 249)
- 5b Begeißelte Zellen primär radiär oder bilateral symmetrisch, mit 2 oder 4 Geißeln, ohne ausgeprägte Schuppenschicht¹¹; mit allen Organisationsstufen 6
- 6a Geißeln der beweglichen Zellen terminal entspringend und nach vorn gerichtet. Zoosporen bilateral symmetrisch, 2 oder 4 Geißeln, häufig mit Stigma 7

⁷ In diesem Fall sind die Reservestoffe weder Stärke noch Paramylon.

⁸ Durch Zugabe von Jod nicht gefärbt, jedoch durch 10% KOH-Lösung aufgelöst.

⁹ Durch Zugabe von Jod blau gefärbt.

¹⁰ Mit 2 oder mehreren Schichten oft großer und ornamentierter Schuppen. Diese Schichten sind im Lichtmikroskop mittels Phasenkontrast-Einrichtungen zu sehen.

¹¹ Es kann aber manchmal eine Schicht ganz kleiner Schuppen auftreten, die jedoch nur im Elektronenmikroskop sichtbar ist.

- 6b Geißeln der beweglichen Zellen subterminal und seitlich entspringend, zur Seite gerichtet. Zoosporen asymmetrisch¹², mit 2 Geißeln und ohne Stigma **Charophyceae**¹³ (S. 597)
- 7a Begeißelte Zellen mit Geißelanordnung¹⁴ im Uhrzeigersinn 1/7, proximale Enden mit Basalkörperchen nicht überlappend **Chlorophyceae**¹⁵ (S. 367)
- 7b Begeißelte Zellen mit Geißelanordnung¹⁴ im Uhrzeigersinn 11/5, proximale Enden mit Basalkörperchen überlappend **Ulvophyceae**¹⁵ (S. 559)
- 8a Chloroplasten gelbgrün oder «maigrün» 9
- 8b Chloroplasten anders gefärbt – gelb, braun, graurot, violett, blau, blaugrün 10
- 9a Stigma der Zoosporen im Chloroplasten eingebettet. Pyrenoide in den Chloroplasten eingesenkt. Zellwand meist zweiteilig. Zellkern mit einem Chloroplasten assoziiert **Xanthophyceae** (S. 127)
- 9b Stigma der Zoosporen selbständig, außerhalb der Chloroplasten. Pyrenoid knospenartig vorgestülpt, mit einem schwachen Stiel der Innenseite des Chloroplasten aufsitzend, kristallartig. Zellwand aus einem Stück bestehend. Zellkern nicht mit einem Chloroplasten assoziiert **Eustigmatophyceae** (S. 235)
- 10a Meist als Flagellaten vorkommend, seltener in capsaler oder coccaler Ausbildung. Zellkern als Dinokaryon entwickelt, mit dicht gedrängten, in der Interphase überdauernden Chromosomen. Mit 2 in verschiedenen Ebenen (Längs- und Querrichtung) angeordneten Geißeln. Reservestoffe Stärke und Öl. Zahlreiche farblose Sippen **Dinophyceae** (S. 23)
- 10b Sowohl begeißelte als auch unbewegliche Algen, Zellkern als normales Eukaryon ausgebildet 11
- 11a Chloroplasten gelb oder braun 12
- 11b Chloroplasten graugrün, rötlich, rot, violett, blau oder grünlich braun. Mit wasserlöslichen akzessorischen Pigmenten Phycoerythrin und Phycocyanin¹⁶ 14
- 12a Zellen mit einer zweiteiligen, stark verkieselten und skulpturierten Zellwand (Frustel). Begeißelt sind nur Spermatozoide bei einigen Sippen. Sexuelle Fortpflanzung durch Auxosporen **Bacillariophyceae** (S. 31)
- 12b Zellen keine zweiteiligen und stark verkieselten Zellwände bildend. Meist als Flagellaten entwickelt. Sexuelle Fortpflanzung durch begeißelte Hologameten 13
- 13a Bewegliche Zellen mit 1 oder 2 heterokonten und heteromorphen Geißeln.¹⁷ Dauerstadien in Form verkieselter endogener Zysten mit einem Propfen. Viele farblose Sippen **Chrysophyceae** (S. 26)
- 13b Bewegliche Zellen mit 2 wenig ungleich langen Geißeln, zwischen denen noch ein fadenförmiges Haptonema verschiedener Länge entspringt. Zelloberfläche begeißelter Zellen mit organischen und verkalkten Schuppen **Prymnesiophyceae** (S. 28)
- 14a Keine begeißelten Zellen oder Gameten bildend. Einzellige Formen oder fadenförmige bis kompliziert zusammengesetzte Thalli. Reservestoff «Florideenstärke», die sich durch Jod rötlich färbt **Rhodophyceae** (S. 15)
- 14b Meist einzellige Flagellaten mit 2 verschieden langen Geißeln, die subapikal aus einem Schlund

¹² Anders gebaut als die Prasinophyceae.

¹³ Die Aufteilung ist immer noch vorläufig, da nur wenige Sippen diesbezüglich untersucht wurden (Mattox & Stewart 1984, Sluiman 1989).

¹⁴ Die Geißelanordnung kann sowohl bei der Scheitelansicht der Zoosporen als auch bei der Seitenansicht durch Scharfeinstellung auf die proximalen Enden mit Basalkörperchen erkannt werden. Bei den Chlorophyceen wird (von der oberen Ebene angefangen) zuerst die rechte Geißel scharf und erst unten die linke. Bei den Ulvophyceen ist es umgekehrt, also oben zuerst die linke Geißel und unten die rechte (Reize & Melkonian 1988).

¹⁵ Die Aufteilung ist immer noch vorläufig, da nur wenige Sippen diesbezüglich untersucht wurden (Mattox & Stewart 1984, Sluiman 1989).

¹⁶ Diese Pigmente gehen nach Erhitzen des Materials ins Wasser über.

¹⁷ Die zweite Geißel ist bei den eingeißeligen Sippen reduziert.

oder einer Furche entspringen. Viele Sippen mit Ejektosomen. Reservestoffe Stärke (durch Jod blau gefärbt) und Öle. Einige farblose Sippen **Cryptophyceae** (S. 21)

2.1. Abteilung Rhodophyta

Zu diesen Algen gehören nur wenige einzellige Arten, die Mehrzahl ist vielzellig und oft kompliziert gebaut.

Im Lebenszyklus kommen keine begeißelten Stadien vor und es ist auch keine monadoide Organisationsstufe bekannt. Die Zellwand ist häufig gallertig, mit verflochtenen Mikrofibrillen aus Zellulose oder seltener aus einem Xylan, die in einem amorphen Schleim aus Galactanen eingebettet sind. Die Chloroplasten enthalten nur das Chlorophyll a, mit den akzessorischen Pigmenten α - und β -Karotin, Lutein und Zeaxanthin. Die Farbe der Rhodophyta wird jedoch durch die wasserlöslichen Phycobiliproteide Allophycocyanin, Phycoerythrin und Phycocyanin bedingt. Je nach dem überwiegenden Pigment sind die Rhodophyta rot, violett, blaugrün oder auch gelblich gefärbt. Das wichtigste Reservepolysaccharid ist die «Florideenstärke» (α -1,4-Polyglucan), teilweise kommen auch Floridoside vor. Die «Florideenstärke» wird in Körnern außen an den Chloroplasten abgelagert (nicht im Innern der Chloroplasten!). Pyrenoide treten nur bei den einfacheren Rhodophyceen auf. Die asexuelle Fortpflanzung erfolgt bei den einzelligen Arten durch Zellteilung oder durch Autosporen, bei den vielzelligen durch Bildung von Monosporen oder Tetrasporen. Die sexuelle Fortpflanzung ist immer oogam, wobei die Eizelle durch einen geißellosen männlichen Gameten (Spermatium) befruchtet wird.

2.1.1. Klasse Rhodophyceae, die einzige Klasse der Abteilung Rhodophyta mit etwa 14 Ordnungen, von denen nur Vertreter der Porphyridiales aerophytisch oder auf Erdböden vorkommen. Fritsch 1945, Bourrelly 1970, Starmach 1977, van den Hoek 1978, van den Hoek et al. 1993, Lee 1980, Bold & Wynne 1985, Margulis et al. 1990.

Ordnung Porphyridiales Kylin 1937¹⁸

Zellen einzeln oder in amorphen Gallertkolonien, manchmal in Gallertfäden (Pseudofilamente) lebend; reichlich Gallerte ausscheidend. Chloroplasten asteroid und mit Pyrenoid, oder wandständig scheiben- bis bandförmig und ohne Pyrenoid. Asexuelle Fortpflanzung durch Zellteilung, Autosporen oder nackte Monosporen. Sexuelle Fortpflanzung nicht bekannt. Es wurden 4 Familien beschrieben, von denen 3 aerophytisch oder terrestrisch vorkommen.

- 1a** Zellen mit einem zentralen asteroiden Chloroplast, mit Pyrenoid . . . **1. Porphyridiaceae** (S. 16)
1b Zellen mit einem oder mehreren wandständigen mulden-, scheiben- oder bandförmigen Chloroplasten, ohne Pyrenoid **2**
2a Zellen immer kugelig, in zarter homogener Gallerte eingebettet; Chloroplasten mulden- bis scheibenförmig **2. Cyanidiaceae** (S. 19)
2b Zellen selten kugelig, meist ellipsoidisch, verkehrt eiförmig bis zylindrisch, mit fester geschichteter oder einseitig ausgeschiedener Gallerte; Chloroplasten bandförmig
 **3. Phragmonemataceae** (S. 19)

¹⁸ Die einzelligen und niederen Rhodophyceen sind nicht immer rot gefärbt. Vielmehr überwiegen violette, blaugüne, olivgrüne, gelbliche oder graue Farbtöne.

1. Familie Porphyridiaceae Kylin 1937

Zellen einzeln oder in amorphen Gallertkolonien. Gallerte zart, homogen oder geschichtet, manchmal nur einseitig ausgeschieden. Mit einem zentralen asteroiden Chloroplast, mit Pyrenoid. Fortpflanzung durch Zellteilung oder nackte Monosporen.

- 1a Gallerte homogen, die kugeligen Zellen gleichmäßig umgebend 1. **Porphyridium** (S. 16)
- 1b Gallerte deutlich geschichtet, nur an einem Pol der ellipsoidischen Zellen ausgeschieden 2. **Chrootheca** (S. 18)

1. **Porphyridium** Nägeli 1849

Schiller 1925, p. 164; Vischer 1935, p. 66; Geitler 1944, p. 300; Bourrelly 1970, p. 192; Ott 1972, p. 237; Starmach 1977, p. 30.

Zellen kugelig oder seltener kugelig-ellipsoidisch, einzeln oder in zarten, amorphen, gallertigen Lagern angehäuft. Zellwand sehr fein (ohne Skelett oder Mikrofibrillen), Gallerte nach allen Seiten ausscheidend. Ein zentraler asteroider Chloroplast, in der Mitte mit einem Pyrenoid. Zellkern exzentrisch in einem der Ausschnitte des Chloroplasten. Fortpflanzung durch Zellteilung oder durch nackte Monosporen, die einzeln in den vegetativen Zellen entstehen.

Die Systematik der Arten ist äußerst schwierig, da die Morphologie keine bedeutenden Unterschiede zeigt. In letzter Zeit werden die Arten nach der Farbe der Chloroplasten unter konstanten Bedingungen unterschieden. Ausführliche zahlreiche Untersuchungen haben gezeigt, daß bei dieser Gattung keine chromatischen Adaptationen vorkommen, die zu einer Verwechslung der Arten führen könnten.

Die Gattung enthält bis jetzt 5 Arten, von denen 3 in Erdböden oder an feuchten Stellen vorkommen.

- 1a Chloroplast hell- bis blutrot, mit asteroiden Ausläufern, die zur Zellperipherie hin dünner werden oder zugespitzt sind 1. **P. purpureum**
- 1b Chloroplast anders gefärbt, mit gleich breiten oder zur Zellperipherie verbreiterten asteroiden Ausläufern 2
- 2a Chloroplast blaugrün (spangrün), Zellen in den Gallertlagern dicht zusammengedrängt 2. **P. aerugineum**
- 2b Chloroplast graugrün bis olivgrün, Zellen in den Gallertlagern lose 3. **P. sordidum**

1. **Porphyridium purpureum** (Bory) Ross in Drews & Ross 1965 (Fig. 2: a)

Syn.: *Porphyridium cruentum* (Gray) Nägeli 1849

Schiller 1925, p. 164, fig. 14: 3; Vischer 1935, p. 66, fig. 1–4; Geitler 1944, p. 300, fig. 1, 2; Ott 1972, p. 240; Starmach 1977, p. 31, fig. 6: a–c.

Gallertlager amorph, blutrot gefärbt. Zellen kugelig. Chloroplast asteroid, mit spitzen Ausläufern, rot. Zellen 7–12(–15) µm im Durchmesser.

Kultur: SAG 1380–1a–1f, 112.79, 113.79; UTEX 161.

Aerophytisch oder euterrestrisch, sehr verbreitete Art, auf feuchten, mit Urin benetzten Mauern und auf feuchter Erde.

Eine stark nitrophile Art, die man schon makroskopisch nach der typischen Farbe der Gallertlager erkennen kann.

2. **Porphyridium aerugineum** Geitler 1923 (Fig. 2: b)

Geitler 1923, p. 84, fig. 1; Schiller 1925, p. 164, fig. 14: 4; Ott 1972, p. 266; Starmach 1977, p. 31, fig. 6: d, e.

Gallertlager klein, hell blaugrün. Zellen kugelig oder breit ellipsoidisch. Chloroplast spangrün, mit kurzen, groben, nicht zugespitzten Ausläufern. Zellen 5,5–8,5 µm groß.

Kultur: SAG 1380–2, 110.79, 111.79; UTEX 755.

Ursprünglich aus einem Teich beschrieben, wurde jedoch auch auf feuchten Erdböden gefunden (England, Tschechoslowakei).

Nach Untersuchungen von Ott (1972) soll bei dieser Art das Phycoerythrin fehlen. Fritsch & John (1942) geben außergewöhnliche Ausmaße an, Zellen bis 60 µm im Durchmesser und Zellwand bis 4 µm dick. Auch eine auffallende Stärkehülle um das Pyrenoid wird angegeben.

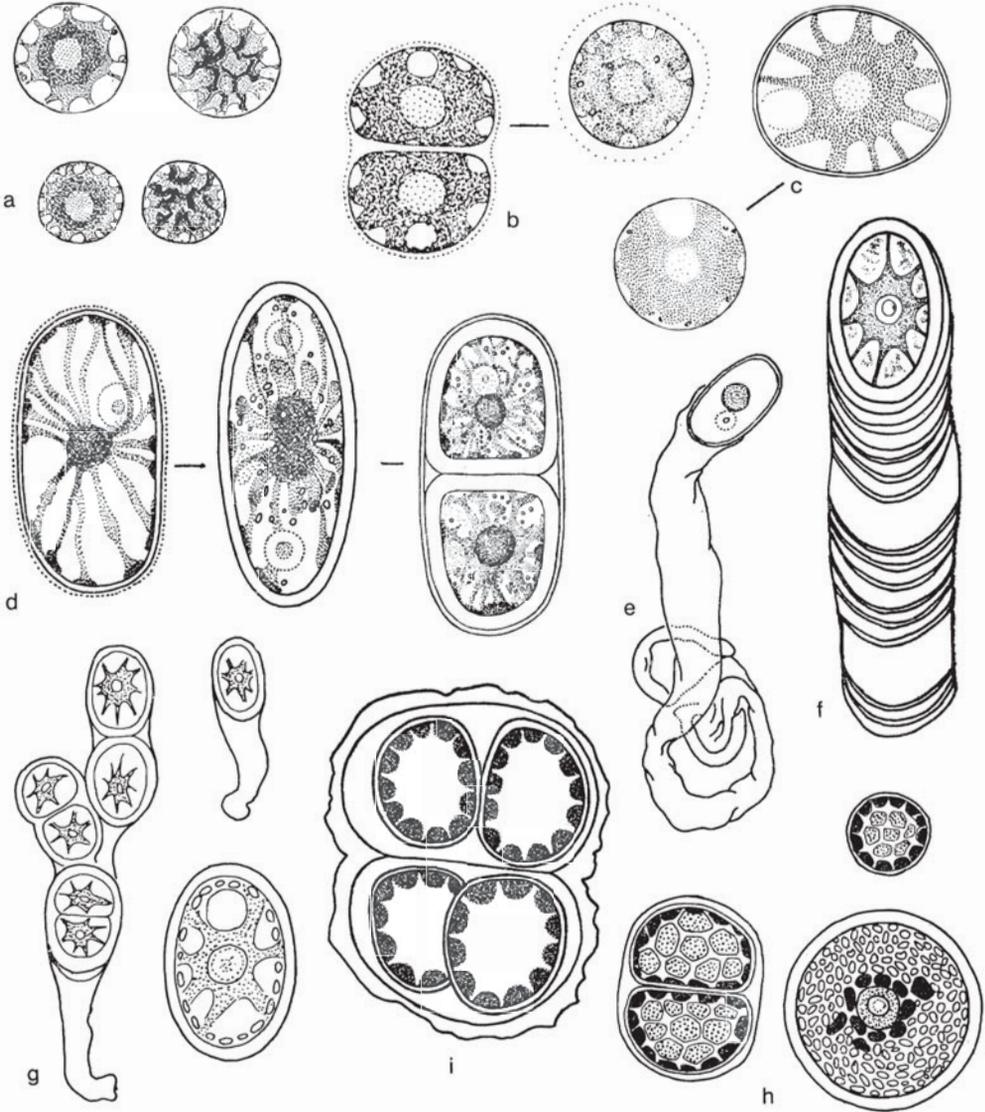


Fig. 2. a *Porphyridium purpureum*; b *P. aerugineum*; c *P. sordidum*; d, e *Chroothecae mobilis*, e eine Zelle mit polar ausgeschiedener Gallerte; f *Ch. richteriana*; g *Ch. rupestris*; h, i *Rhodospira sordida*, i Autosporenbildung (a nach Vischer; b, c, h, i nach Geitler; d, e nach Pascher; f nach Hansgirg; g nach Israelson).

3. Porphyridium sordidum Geitler 1932 (Fig. 2: c)

Geitler 1932, p. 603, fig. 1; Ott 1972, p. 267; Starmach 1977, p. 33, fig. 6: f–j.

Gallertlager amorph, sehr weich, graugrün. Zellen kugelig, mit sehr zarter Zellwand. Chloroplast fein bis grob asteroid gelappt, graugrün, olivgrün, seltener stumpf gelblich. Zellen 5,5–11 µm im Durchmesser.

Kultur: SAG 114.79.

Auf feuchten Mauern und nasser Erde, die mit Jauche oder Urin verunreinigt sind; ziemlich selten (Österreich, Tschechoslowakei).

2. Chroothece Hansgirg 1884

Syn.: *Petrovanella* Kylin 1956

Pascher & Petrová 1931, p. 490; Bourrelly 1970, p. 193; Starmach 1977, p. 34.

Zellen ellipsoidisch, gestreckt ellipsoidisch bis zylindrisch, an beiden Enden abgerundet. Einzeln oder in Kolonien, mit einem Ende an einem breiten, geschichteten Gallertstiel befestigt; Gallertstiele manchmal zu einem amorphen Gallertlager zusammenfließend. Junge Kolonien mit verzweigten Gallertstielen. Gallertlager in der Jugend blaugrün, später gelbbraun bis orangerot. Zellwände relativ dick, häufig unregelmäßig geschichtet. Ein zentraler und asteroider Chloroplast mit einem Pyrenoid. Zellkern exzentrisch zwischen den Lappen des Chloroplasten. Fortpflanzung durch Zellteilung. Ruhestadien in Form von Hypnoblasten mit dicker und fester Wand. Die einseitige Ausscheidung von Gallerte aus Poren an einem der Zellpole führt zu einer gleitenden Zellbewegung.

- 1a Zellen auffallend groß (44 × 24 µm); Lappen des Chloroplasten an der Zellperipherie breiter **1. Ch. mobilis**
 1b Zellen viel kleiner (18 × 10 µm); Lappen des Chloroplasten an der Zellperipherie verjüngt bis zugespitzt **2**
 2a Zellen bis 18 µm lang, Gallertstiele geschichtet **2. Ch. richteriana**
 2b Zellen bis 15 µm lang, Gallertstiele homogen **3. Ch. rupestris**

1. Chroothece mobilis Pascher & Petrová 1931 (Fig. 2: d, e)

Syn.: *Petrovanella mobilis* (Pascher & Petrová) Kylin 1956

Pascher & Petrová 1931, p. 490, fig. 1–21; Starmach 1977, p. 35, fig. 8.

Gallertstiele wenig geschichtet, an der Basis zusammenfließend. Zellwand dick, manchmal geschichtet, mit Poren an den Zellenden. Chloroplast mit dünnen Lappen, die sich an der Zellperipherie verbreitern. Zellen bis 44 µm lang und bis 24 µm breit.

Bildet auffallende Gallertlager auf Torfböden in Westböhmen (Tschechoslowakei).

2. Chroothece richteriana Hansgirg 1884 (Fig. 2: f)

Schiller 1925, p. 162, fig. 14: 2; Starmach 1977, p. 35, fig. 7: a.

Gallertstiele außergewöhnlich dick und auffallend geschichtet. Die Lappen des Chloroplasten zentrifugal verschmälert und spitz endend. Zellen 15–18 µm lang, 6–10 µm breit.

Kultur: SAG 104.79.

Auf salzhaltigen feuchten Lehmböden größere Gallertlager bildend. Vereinzelt in Mittelböhmen und Südmähren (Tschechoslowakei), auch in der Umgebung von Moskau (USSR).

3. Chroothece rupestris Hansgirg 1884 (Fig. 2: g)

Starmach 1977, p. 35, fig. 7: b–d.

Zellen einzeln oder zu 2–8 hintereinander in einfachen oder verzweigten Gallertstielen eingebettet, häufig Gallertlager bildend. Chloroplast wenig deutlich asteroid. Zellen 9–15 µm lang, 5–7 µm breit.

Auf feuchten Felsen und Steinen; in Europa verbreitet, doch nur vereinzelt auftretend.

2. Familie Cyanidiaceae Chapman 1974

Zellen einzeln oder in Gruppen in dünner homogener Gallerte eingebettet. Chloroplasten wandständig, entweder ein schüsselförmiger oder mehrere scheibenförmige; ohne Pyrenoid. Fortpflanzung durch 2–32 Autosporen.

Von 2 beschriebenen Gattungen kommt nur eine aerophytisch vor.

Rhodospora Geitler 1927

Geitler 1927, p. 25; 1955b, p. 25; Bourrelly 1970, p. 193; Starmach 1977, p. 41.

Zellen kugelig oder leicht abgeflacht, einzeln oder in kleinen unregelmäßigen Kolonien lebend. Letztere entstehen dadurch, daß die Tochterzellen längere Zeit durch die alte Mutterzellwand zusammengehalten werden. Zellwand dick, häufig verschleimt und geschichtet. Zahlreiche bis viele Chloroplasten (60–70), scheibenförmig und wandständig, olivgrün bis violett. Ohne Pyrenoid. Dauerzustände in Form dickwandiger Hypnoblasten. Mit einer einzigen Art.

Rhodospora sordida Geitler 1927 (Fig. 2: h, i)

Geitler 1927, p. 25, fig. 1, 2; Bourrelly 1970, p. 193, fig. 41: 12, 13; Starmach 1977, p. 41, fig. 9: a–c.

Mit den Merkmalen der Gattung. Zellen bis 18 µm im Durchmesser.

Auf ständig feuchten Steinen und Felsen (Urgestein) bei Badgastein und Schladming in den österreichischen Alpen, auch in Lappland bei Abisko (Schweden).

3. Familie Phragmonemataceae Skuja 1939

Einfache, selten verzweigte Fäden bildend, die manchmal am Substrat mittels Gallerte befestigt sind; auch in Einzelzellen zerfallend. Zellwand zuerst dünn, später dick und gallertig. Chloroplasten mehrere, wandständig; ohne Pyrenoid. Fortpflanzung mittels Monosporen oder Autosporen.

Von den 2 beschriebenen Gattungen kommt nur eine aerophytisch vor.

Phragmonema Zopf 1882

Schiller 1925, p. 163; Friedmann 1956, p. 613; Bourrelly 1970, p. 196; Starmach 1977, p. 45.

Zellen einzeln lebend oder einen sehr polymorphen Thallus bildend, häufig in Form festgewachsener einfacher oder seltener verzweigter, wenigzelliger Fäden. Zellen zuerst mit dünner, später mit dickerer, verschleimter und geschichteter Zellwand. Chloroplast wandständig, scheiben- oder bandförmig, manchmal etwas unregelmäßig, olivgrün, violett oder rötlich gefärbt. Ohne Pyrenoide. Fortpflanzung durch kleine Autosporen, die nach dem Freiwerden zu neuen Fäden keimen. Eine einzige Art:

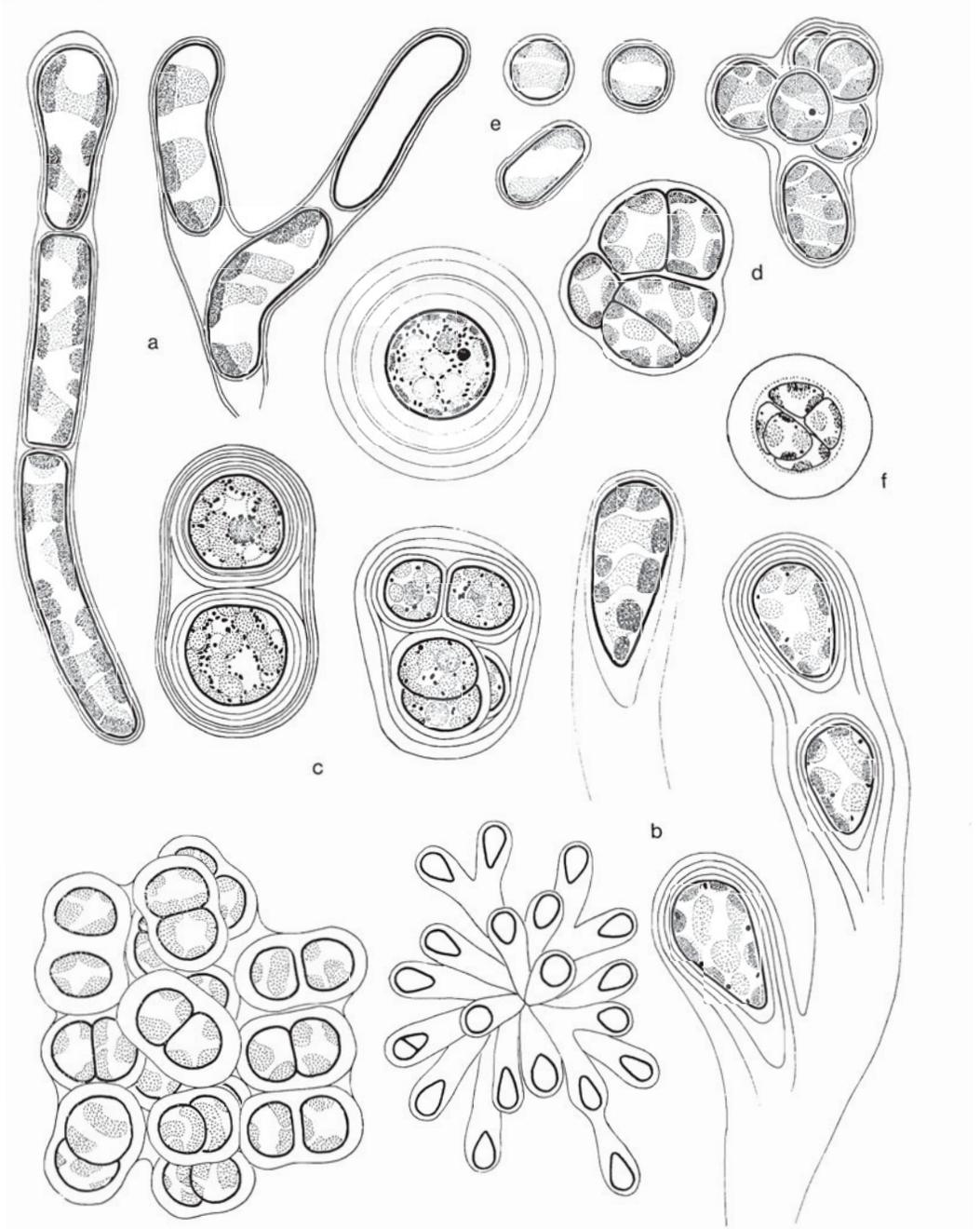


Fig. 3. *a-f* *Phragmonema sordidum*; *a* status filamentosus; *b* status dendroides; *c* status palmelloides; *d* status pseudoparenchymatosus; *e* status coccoideus; *f* Autosporenbildung (nach Friedmann).

Phragmonema sordidum Zopf 1888 (Fig. 3: a–f)

Schiller 1925, p. 163, fig. 12: 5; Geitler 1942b, p. 23, fig. 11; Friedmann 1956, p. 613, fig. 1–11; Bourrelly 1970, p. 196, fig. 41: 17–20; Starmach 1977, p. 45, fig. 11.

Zellen und Thallus polymorph, im Lebenszyklus einzelne charakteristische Lebensformen bildend:

- a) **status filamentosus** – einfache Fäden mit differenzierten basalen und terminalen Zellen, Fäden selten verzweigt, Zellen ellipsoidisch, zylindrisch oder gebogen, $5\text{--}28 \times 4\text{--}10\ \mu\text{m}$ groß. Alle Zellen sind imstande, Hypnoblasten zu bilden.
- b) **status coccoides** – Thallus in einzelne kugelige oder ellipsoidische, $3\text{--}5\ \mu\text{m}$ große Zellen zerfallend. Diese Zellen bilden Autosporen.
- c) **status pseudoparenchymatosus** – es werden zahlreiche Autosporen gebildet, die längere Zeit durch die alte und verschleimte Mutterzellwand zusammengehalten werden.
- d) **status dendroideus** – Zellen bilden einseitig Gallertstiele, $10\text{--}18 \times 6\text{--}7\ \mu\text{m}$ groß.
- e) **status palmelloideus** – bildet Gruppen von Zellen (bis $30\ \mu\text{m}$ im Durchmesser), mit einer konzentrisch geschichteten Gallerthülle.
- f) **status autosporengeneus** – die zu $4\text{--}16$ gebildeten Autosporen bleiben anfangs in Gruppen in feiner Gallerte, werden jedoch bald frei.

Aerophytisch auf Gesteinstrümmern, Obeliskern und Felsen im Schönbrunner Schloßpark, Wien; am Eingang in eine Höhle bei Lunz (Österreich). Sonst verbreitet in Glashäusern.

2.2. Abteilung Cryptophyta

Fast alle Cryptophyta sind einzellige Flagellaten, nur wenige kommen als gloeomorphe (capsale) oder coccale Formen vor. Letztere bilden typische *Cryptomonas*-artige Zoosporen. Die Zellen der Flagellaten und der Zoosporen sind nackt, nur von einem Periplasten umgeben. Sie sind dorsiventral gebaut, mit einer konvexen Rücken- und einer flachen bis leicht konkaven Bauchseite, an der eine seichte Furche der Länge nach verläuft. Meist sind die Zellen seitlich \pm abgeflacht und am Vorderende schief abgestumpft. Vorn an der Bauchseite mündet eine \pm tiefe Einsenkung (Schlund), deren Wand mit auffallenden glänzenden Ejektosomen besetzt ist. Dicht oberhalb des Schlundes entspringen zwei unterschiedlich lange Geißeln. Mit einem oder zwei seitenständigen Chloroplasten, die blau, blaugrün, rötlich, rotbraun, gelbbraun oder olivgrün gefärbt sind; mit oder ohne Pyrenoide. Neben den Chlorophyllen a und c kommen als akzessorische Pigmente α -, β - und ϵ -Karotin, Alloxanthin, Crocoxanthin, Diatoxanthin, Monadoxanthin und ganz besonders Phyco-cyanin und Phycoerythrin vor. Der wichtigste Reservestoff ist Stärke (α -1,4-Polyglucan), die in Körnern außerhalb der Chloroplasten und an den Pyrenoiden abgelagert wird. Eine große pulsierende Vakuole liegt am Vorderende der Zelle, der Zellkern hingegen hinten. Die asexuelle Fortpflanzung erfolgt durch einfache Zweiteilung (Schizotomie) bei den Flagellaten, durch Zoosporen, Aplanosporen oder Autosporen bei den capsalen und coccalen Formen. Sexuelle Fortpflanzung wenig bekannt – isogame Hologamie.

Die Abteilung enthält eine Klasse, **2.2.1. Cryptophyceae**, mit 2 Ordnungen. In Erdböden wurde nur eine Gattung gefunden, alle anderen Sippen sind wasserbewohnend.

Bourrelly 1970, Starmach 1974, van den Hoek 1978, van den Hoek et al. 1993, Lee 1980, Bold & Wynne 1985, Margulis et al. 1990.

Ordnung Tetragonidiales Starmach 1974

Vegetative Zellen unbeweglich, in Form verschiedener Zellen mit derber Zellwand, die entweder einzeln oder in Gruppen angehäuft sind. Asexuelle Fortpflanzung durch Zoosporen mit typischem

Cryptomonas-Bau. Sehr wenig bekannte Gruppe, die eine gründliche Überprüfung benötigt. Es ist möglich, daß es sich in manchen Fällen nur um Zysten geißelbeweglicher Sippen handelt. Mit einer Familie, **Tetragonidiaceae** Bourrelly 1970, die nur eine terrestrische Gattung enthält.

Bjornbergiella Bicudo 1966

Bicudo 1966, p. 217; Starmach 1974, p. 109.

Vegetative Zellen unbeweglich, einzeln oder in Gruppen, nach der Teilung Pakete oder einfach verzweigte Pseudofilamente bildend, die aus 2–4(–6) Zellen bestehen. Einzelne Zellen kugelig, in den Gruppen durch gegenseitigen Druck etwas abgeflacht. Zellwand deutlich, außen mit Gallerschicht. Wandständiger Chloroplast, bei jungen Zellen grünlich, bei älteren gelb-braun gefärbt; mit mehreren kleinen Pyrenoiden. Asexuelle Fortpflanzung durch Zoosporen vom *Cryptochrysis*-Typus. Zoosporen länglich, lateral leicht abgeflacht, mit zwei etwas ungleichen Geißeln. Chloroplast topfförmig, blaßgrün, mit einigen kugeligen Inklusionen unbekannter Natur. Am Vorderrand des Chloroplasten ein längliches Stigma. Als Dauerstadien werden dickwandige Zysten gebildet. Die Zugehörigkeit dieser Alge zu den Cryptophyta ist nicht gesichert. Der Zellbau der Zoosporen zeigt nur undeutlich eine kurze ventrale Furche, der Chloroplast ist für diese Gruppe nicht typisch und auch die Pyrenoide sind fraglich. Eine einzige Art.

Bjornbergiella hawaiiensis Bicudo 1966 (Fig. 4: a–c)

Bicudo 1966, p. 217, fig. 1–14; Starmach 1974, p. 109, fig. 155.

Mit den Merkmalen der Gattung. Zellen 10,2–13,2(–15,3) µm groß; Zoosporen 7,2–8,4 µm lang, 3,6 µm breit.

Aus einer Erdprobe isoliert, Umgebung von Kaunaoa, Hawaii (USA).

2.3. Abteilung Dinophyta

Die meisten Vertreter dieser Abteilung sind Flagellaten und nur wenige kommen als gloeomorphe (capsale) oder cystomorphe (coccale) Formen vor; in zwei Fällen auch als «trichale» (pseudofilamentöse) Ausbildungen. Die geißelbeweglichen Zellen sind dorsiventral gebaut, mit gewölbter Rückenseite und mit flacher bis schwach konkaver Bauchseite. In der Gürtellinie der Zelle verläuft gewöhnlich eine Querfurche, in der die Quergeißel liegt; an der Bauchseite ist eine Längsfurche, durch die die Längsgeißel nach hinten läuft. Beide Geißeln entspringen an der Kreuzung der beiden Furchen. Der Zellkern enthält in der Interphase stark kontrahierte Chromosomen (Dinokaryon). Der Großteil der Dinophyta ist durch eine eigenartige Zellwand charakterisiert, die die Form eines aus zwei Hälften bestehenden Panzers hat; einige Vertreter besitzen hingegen nur einen Periplast oder eine Theka. Der Panzer ist häufig aus polygonalen Platten aufgebaut. An der Zelloberfläche münden Trichozyten. Chloroplasten kommen in verschiedener Anzahl und Gestalt vor, haben auch verschiedene Farbe von gelben, rötlichen, braunen oder grünlichen bis bläulichen Tönen. Neben den Chlorophyllen a und c sind als wichtige akzessorische Pigmente β-Karotin, Peridinin, Dinoxanthin und Diadinoxanthin vorhanden. Stigmen nur bei wenigen Sippen vorhanden. Pyrenoide sind unterschiedlich geformt, gestielt oder in den Chloroplasten eingebettet. Als wichtigster Reservestoff ist Stärke (α-1,4-Polyglucan) in Form von Körnern außerhalb des Chloroplasten vorhanden. Es kommen auch fettartige Stoffe vor, Dinosterol und Cholesterol. Statt pulsierenden Vakuolen gibt es bei den meisten Vertretern ein ± kompliziertes Röhrensystem, die Pusulen. Asexuelle Fortpflanzung bei Flagellaten durch einfache Querteilung der Zellen, bei vegetativ unbeweglichen Sippen durch Bildung von Zoosporen mit typischem *Gymnodinium*-Bau. Sexuelle Fortpflanzung durch iso- oder anisogame Hologamie. Als Dauerstadien werden Zysten gebildet,