


Benthische Algen ohne Kieselalgen und Armelechteraigen – Feldführer

LANUV-Arbeitsblatt 2





Benthische Algen
ohne Kieselalgen und Armleuchteralgen
– Feldführer

LANUV-Arbeitsblatt 2

Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen
Recklinghausen 2007

IMPRESSUM

Herausgeber: Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz NordrheinWestfalen (LANUV NRW)
Leibnitzstr. 10, 45659 Recklinghausen
Telefon (0 23 61) 30 50
Telefax (0 23 61) 30 52 15
E-Mail: poststelle@lanuv.nrw.de

Das vorliegende Arbeitsblatt wurde im Auftrag des Ministeriums für Umwelt und Naturschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz des Landes NRW und des Landesamtes für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz NRW erstellt.

Autoren: Dr. Antje Gutowski, Hohenkampsweg 25, 28355 Bremen (a.gutowski@t-online.de)
Dr. Julia Foerster, Woltmershausener Str. 478, 28197 Bremen, (foerst@uni-bremen.de)

Redaktion: Dr. Ilona Arndt-Dietrich, LANUV NRW

Fotos: Frau Prof. Dr. Ursula Geissler, Herr Prof. Dr. Dieter Mollenhauer, Herr Dr. Peter Pfister
Herr Dr. Roland Bengtsson, Herr Prof. Dr. Burkhard Büdel, Herr Prof. Dr. Hans Preisig
Herr Prof. Dr. Eugen Rott, Herr Wolf-Henning Kusber, Frau Birgit Daniel

Mit freundlichem Dank für Anregungen und Diskussionsbeiträge:
Herr Prof. Dr. Dieter Mollenhauer, Herr Prof. Dr. Günther Friedrich, Herr Prof. Dr. Ludwig Kies
Herr Dr. Diedrich Backhaus, Frau Dr. Johanna Knappe

ISSN: 1864-8916 LANUV-Arbeitsblätter

Informations-
dienste: Informationen und Daten aus NRW zu Natur, Umwelt und Verbraucherschutz unter

- www.lanuv.nrw.de

Aktuelle Luftqualitätswerte zusätzlich im

- Telefonansagedienst (02 01) 1 97 00
- WDR-Videotext Tafeln 177 bis 179

Bereitschafts-
dienst: Nachrichtenbereitschaftszentrale des LANUV NRW
(24-Std.-Dienst): Telefon (02 01) 71 44 88

Nachdruck – auch auszugsweise – ist nur unter Quellenangaben und Überlassung von Belegexemplaren nach vorheriger Zustimmung des Herausgebers gestattet.
Die Verwendung für Werbezwecke ist grundsätzlich untersagt.

Inhalt

IMPRESSUM.....	2
Inhalt.....	3
1. Einleitung.....	5
2. Charakteristika benthischer Algen.....	9
3. Systematisch-taxonomische Klassifizierung.....	13
3.1 Blaualgen (Nostocophyceae, Cyanoprokaryota, Cyanobacteria, Cyanophyceae).....	15
3.2 Rotalgen (Bangio- und Florideophyceae).....	18
3.3 Braunalgen (Fucophyceae, Phaeophyceae).....	19
3.4 Goldalgen (Chrysophyceae).....	20
3.5 Gelbgrünalgen (Tribophyceae, Xanthophyceae).....	22
3.6 Augenflagellaten (Euglenophyceae).....	23
3.7 Grünalgen (Trebouxiophyceae, Chlorophyceae, Ulvophyceae).....	24
3.8 Zieralgen, Jochalgen, Klebsormidiales, Coleochaetales (Charophyceae).....	29
4. Praxisrelevante Klassifizierungen für Probenahme und Bestimmung.....	31
4.1 Substrat.....	31
4.2 Farbe.....	33
4.3 Konsistenz.....	34
4.4 Geruch.....	34
4.5 Wuchs- und Lagerformen.....	34
5. Dokumentation der Wuchs- und Lagerformen.....	37
5.1 Wuchsform 1: Dünne, farbige Überzüge (max. 1 mm hoch).....	37
5.1.1 Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten.....	37
5.1.2 Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Feinsedimenten wie Sand, Schlamm u. dgl.....	41
5.1.3 Sonderformen.....	43
5.2 Wuchsform 2: Dickere, harte Krusten (höher als 1 mm).....	44
5.2.1 Dickere, harte Krusten auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten (kalkinkrustiert).....	44
5.3 Wuchsform 3: Endolithisch lebende Arten.....	45
5.4 Wuchsform 4: Mehrere mm dicke, weiche Überzüge oder kleine Büschelchen von sehr kurzen Fäden (< 1cm).....	46
5.4.1 Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten oder epiphytisch.....	47
5.4.2 Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten ebenso wie auf Feinsedimenten.....	49
5.4.3 Sonderform.....	50
5.5 Wuchsform 5: Lange Fäden (länger als 1 cm).....	50
5.5.1 Grüne Fäden, unverzweigt (Verzweigungen im Gelände nicht immer erkennbar).....	50
5.5.2 Grüne Fäden, verzweigt (Verzweigung im Gelände nicht immer erkennbar).....	52
5.5.3 Andersfarbige Fäden.....	54
5.6 Wuchsform 6: Netzförmiges Geflecht.....	57
5.7 Wuchsform 7: Röhrenförmige bis flächige Thalli.....	57
5.8 Wuchsform 8: Gelatinöse Formen.....	59
5.8.1 Gelatinöse Formen auf Hartsubstraten.....	59
5.8.2 Gelatinöse Formen auf verschiedenen Substraten, auch epi- und metaphytisch.....	62
5.8.3 Gelatinöse Formen auf feuchter Erde (z.B. neben dem Gewässer).....	64
5.8.4 Verwechslungsmöglichkeit.....	64
5.9 „Wuchsform 9“: Makroskopisch nicht erkennbare Formen.....	65
5.9.1 Epiphytische Organismen.....	65
5.9.2 Metaphytische Organismen.....	66

5.10 Sonderformen benthischer Algen.....	66
6. Probenahme.....	68
6.1 Ablauf einer Probenahme.....	69
6.2 Beispiele für die Probenahme.....	73
6.2.1 Bäche und kleinere Fließgewässer, die gut begehbar sind.....	73
6.2.2 Größere Fließgewässer, die nur teilweise begehbar sind.....	76
7. Andere Probenahmeverfahren.....	78
8. CEN-Norm.....	78
9. Zusammenfassung.....	79
10. Zitierte Literatur.....	81
Anhang: Bestimmungsliteratur.....	83

1. Einleitung

Das Phytobenthos umfasst die Lebensgemeinschaft von Algen, die angeheftet im Gewässerbett wachsen. Der hier vorliegende Feldführer konzentriert sich auf das in den Fließgewässern Deutschlands vorkommende Phytobenthos, obwohl benthische Algen in allen Wasserkörpern auftreten können.

Als Primärproduzenten erfüllen die Arten des Phytobenthos grundlegende Funktionen in den Ökosystemen der Fließgewässer, da sie als Erste die in das Gewässer eingeschwemmten anorganischen Nährstoffe wie Nitrat oder Phosphat in ihren Vegetationskörpern akkumulieren. Das Phytobenthos besiedelt eine Vielfalt von Habitaten. Bei der Auswahl der Habitate spielen geochemische Gegebenheiten (Alkalinität, Salinität), die am Standort vorhandenen Substrate und die Bedingungen von Licht, Strömung, Nährstoffen und organischer Belastung eine Rolle. Benthische Algen stabilisieren die Gewässersohle und bieten mit ihren unterschiedlichen Wuchsformen weiteren Lebensgemeinschaften neuen Raum. Besonders ausgeprägt ist die Habitatvielfalt in den abwechslungsreichen Fließgewässern der Mittelgebirge (Abb. 1), in denen das Phytobenthos auffällige Überzüge an Steinen im Wasser ausbildet. Aber auch in den breiteren, langsamer fließenden Gewässern des Norddeutschen Tieflandes finden benthische Algen ausreichend Raum, z.B. im Uferbereich (Abb. 2). In größeren Gewässern steht das Phytobenthos in engem Austausch mit dem Phytoplankton, der Lebensgemeinschaft der frei im Wasser schwebenden, photosynthetisierenden Organismen. Einzelne Taxa des Phytobenthos können unter entsprechenden Bedingungen große Biomassen ausbilden (Abb.3, 4).

In Deutschland können wir mit einem Pool von ca. 2.000 bis 3.000 Algenarten im Phytobenthos rechnen. Sie gehören zu verschiedenen systematischen Klassen, die stammesgeschichtlich nicht eng miteinander verwandt sind. Sie werden durch morphologische, biochemische, cytologische, genetische Merkmale und durch ihre Lebens- und Entwicklungszyklen voneinander unterschieden. Dabei ist die Spanne weit, sowohl prokaryotische als auch eukaryotische Organismen rechnet man dazu.



Abbildung 1: Fließgewässer im Mittelgebirge (Bsp. Kleine Enz)



Abbildung 2: Fließgewässer im Norddeutschen Tiefland (Bsp. Recknitz bei Marlow)



Abbildung 3: Massenentwicklung fädiger Algen in einem Bach bei Mörfelden



Abbildung 4: *Cladophora* Massenentwicklung in der Fuhse bei Watlingen

Die wichtigsten Organismen des Phytobenthos zählen zu den Blaualgen (Nostocophyceae), Rotalgen (Bangio- und Florideophyceae), Braunalgen (Fucophyceae), Goldalgen (Chryso-phyceae), Kieselalgen (Bacillariophyceae), Gelbgrünalgen (Tribophyceae), Augenflagellaten (Euglenophyceae), Grünalgen (Trebouxiophyceae, Chlorophyceae und Ulvophyceae), Zieralgen und Armleuchteralgen (Charophyceae).

Als eigenständiges Forschungsgebiet hat sich in der Tradition der Algenforschung die Arbeit mit den Kieselalgen (Diatomeen) etabliert. Diatomologen beschäftigen sich mit den ca. 1.100 benthischen Kieselalgenarten (LANGE-BERTALOT 1996). Diese mikrophytischen Algen besitzen eine Wand aus Kieselsäure, die zur Artbestimmung mit Hilfe von Säurebehandlung erst präpariert werden muss. Die Präparationstechnik und die enorme Vielfalt der Arten erfordern oftmals den Spezialisten für die Bestimmung. Schon seit Beginn des 19. Jahrhunderts werden die 40 Taxa der makrophytischen Armleuchteralgen mit ihren oft ausgedehnten Beständen von den Makrophyten-Spezialisten „mitbearbeitet“ (SCHMIDT et al. 1996). Es macht wenig Sinn, diese in der Praxis bewährte Arbeitsteilung aufzuheben. Daher beschäftigt sich der hier vorliegende Feldführer mit dem Phytobenthos der „übrigen“ Algenklassen. Ihre Artenfülle birgt trotz der Ausgliederung der Kieselalgen und der Characeen ein enormes bioindikatives Potenzial. Insgesamt kann mit einem Artenpool von 300 bis 350 Arten für das übrige Phytobenthos gerechnet werden. Da diese Algengruppen bisher seltener erforscht wurden, ist der aktuelle Kenntnisstand sowie die Datenlage und Datenverfügbarkeit begrenzt.

Aufgrund ihrer festen Einbettung in das Fließgleichgewicht der ein- und ausgeschwemmten Stoffe reagieren benthische Algen unmittelbar und oft sehr schnell auf Veränderungen. Es ist Aufgabe eines Indikationssystems, diese Reaktionen zu deuten und zu werten. Dabei stehen Aussagen zur Trophie, Saprobie, Versauerung, Salinität und Struktur eines Gewässers im Mittelpunkt des wasserwirtschaftlichen Interesses. Phytobenthos-Gemeinschaften indizieren die Verhältnisse im Gewässer über einen Zeitraum von mehreren Wochen bis einigen Monaten (KELLY & WHITTON 1998).

Die von der EU verabschiedete Wasserrahmenrichtlinie (EU 2000) fordert nun, den ökologischen Zustand der Gewässer anhand von Artvorkommen und Abundanz der biologischer Qualitätskomponenten zu bewerten. Dabei wird das Phytobenthos ausdrücklich als Teil der Komponente „Makrophyten und Phytobenthos“ genannt. Zur Umsetzung der Wasserrahmen-

richtlinie wurde in den letzten Jahren für die Komponente Makrophyten und Phytobenthos ein erstes fließgewässertypspezifisches Bewertungsverfahren für Deutschland entwickelt (PHYLIB-Projekt, SCHAUMBURG et al. 2004, 2005). In diesem Projekt wurde das Phytobenthos in die Teilmodule benthische Diatomeen und „übriges“ Phytobenthos ohne Diatomeen und Charales gegliedert. Hinsichtlich einer Indikation ergänzen sich die Teilkomponenten der in der Wasserrahmenrichtlinie verankerten Qualitätskomponente „Makrophyten und Phytobenthos“ durch ihre unterschiedlichen Wachstumsraten und Persistenz. Die Taxa des „übrigen“ Phytobenthos ermöglichen dabei vor allem Aussagen zu den chemisch-physikalischen Verhältnissen des fließenden Wassers und der sie prägenden Umgebung und in geringerem Maße zur Bewertung ihrer Struktur. Da in dieser Teilkomponente sowohl langsam als auch schnell wachsende Taxa vorkommen, sind prinzipiell sowohl kurzzeitige als auch langandauernde Veränderungen indizierbar. Durch die Koppelung der unterschiedlich reagierenden Indikatorgruppen wird ein integriertes Bild über die Einflüsse auf den Wasserlauf ermöglicht.

Der vorliegende Feldführer hat die Aufgabe, das notwendige „Handwerkszeug“ für eine Erkennung und Bestimmung von Algen zur Verfügung zu stellen. Dafür müssen zunächst ihre Charakteristika und die systematisch-taxonomischen Grundlagen geklärt und die notwendigen Begriffe eingeführt werden. Sieht man von den Massenentwicklungen einzelner Algenbestände ab, so sind Algenvorkommen in Fließgewässern nicht immer ohne weiteres zu sehen. Viele Taxa lassen sich häufig nur durch Kenntnis ihrer Habitate und ihrer Wuchs- bzw. Lagerformen finden. Die vorrangige Aufgabe des vorliegenden Feldführers ist es daher, die im Gelände makroskopisch sichtbaren Wuchsformen und Beläge der Taxa des „übrigen“ Phytobenthos detailliert darzustellen. Damit soll erreicht werden, dass die unterschiedlichen Lager- und Wuchsformen benthischer Algen im Gewässer erkannt und bei der Probenahme beachtet werden. Nur wenige Taxa des „übrigen“ Phytobenthos können direkt im Gelände und ohne optische Hilfsmittel sicher bestimmt werden. In den meisten Fällen ist eine Kombination der vor Ort feststellbaren Informationen (Substrat, Form des Lagers bzw. Wuchsform, Färbung, Geruch) mit den später bei der mikroskopischen Analyse aufgenommenen Merkmalen für eine Bestimmung notwendig. Häufig werden zusätzliche Informationen zum Standort benötigt. Dieser Feldführer soll daher sicherstellen, dass die nur im Feld feststellbaren, aber für eine weitere Bestimmung im Labor notwendigen Merkmale im Feldprotokoll aufgenommen werden. In einem weiteren Band sollen dann die Taxa des „übrigen“ Phytobenthos selbst dargestellt werden. Ein Schlüssel soll den Zugang zu Gattungen und Arten ermöglichen. Dabei kann nur ein kleiner Teil der benthischen Algen hier dargestellt werden. Dies wird deutlich, wenn man den auf 300 bis 350 Arten geschätzten Algenbestand mit den 124 Indikatortaxa der zur Zeit vorliegenden Indikationslisten vergleicht.

Die Methoden der Probenahme für die Teilkomponente des „übrigen“ Phytobenthos wurden im Rahmen des PHYLIB-Projektes entwickelt, das unter der Leitung des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft stand und durch das BMBF und die Landerarbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA) gefördert wurde (SCHAUMBURG et al. 2004, 2005). Informationen dazu sind in Form einer Handlungsanweisung über das Internet (www.bayern.de/LFW/technik/gkd/lmn/fliesssgewaesser_seen/pilot/d_fgew.pdf) zugänglich. Eine detaillierte bildliche Darstellung der Methoden im vorliegenden Band soll ein möglichst einheitliches Vorgehen der Probenehmer in den Ländern gewährleisten. Die Erkenntnis über die Notwendigkeit eines einheitlichen Vorgehens spiegelt sich auch in dem Bemühen wider, eine CEN-Norm für die Probenahme des „übrigen“ Phytobenthos zu erarbeiten (ANONYMUS 2001). Im vorliegenden Feldführer findet sich eine detaillierte Vorstellung des Probenahmeverfahrens gemäß SCHAUMBURG et al. 2006 mit einem abschließenden Vergleich anderer Verfahren aus den USA und Österreich (BARBOUR et al. 1999, PFISTER & PIPP 2005).

2. Charakteristika benthischer Algen

In der Bezeichnung „benthische Algen“ sind schon zwei grundlegende Begriffe enthalten. Der eine charakterisiert den Organismus (Alge), der andere die Lebensform (benthisch).

Unter dem Sammelbegriff „Algen“ fasst man alle Primärproduzenten unterhalb der Organisationsstufe der Moose, Farne und Samenpflanzen zusammen. Gemeinsam ist ihnen das aquatische Vorkommen in perennierenden Oberflächengewässern oder auch in zeitweise bewässerten bzw. nur feuchten Standorten. Die relevanten Merkmale der Klassen werden in Kap. 3 erläutert.

Mit dem Begriff des „Benthos“ (griech. Tiefe) wird die Lebensform dieser Organismen beschrieben. In engerem Sinn handelt es sich dabei nur um die Gesellschaften, die an festen Substraten angeheftet wachsen. Das Benthos lässt sich je nach Art des bewachsenen Substrates weiter unterscheiden (siehe Abb. 17). Auf Schlamm lebende Arten gehören zum Epipelon, auf Sand lebende zum Epipsammon, auf Stein lebende zum Epilithon und auf submersen Pflanzen lebende zum Epiphyton. Algen finden sich aber nicht nur auf den Substraten, sondern dringen auch in sie ein. Dieses Wachstum bezeichnet man als endolithisch (in Stein) oder endophytisch (in Pflanzen). In einem erweiterten Sinn zählt man auch Gesellschaften von Algen zum Benthos, die auf und zwischen den am Grunde befestigten Pflanzen (z.B. Makrophyten, Moose, Algen) wachsen (metaphytische Gesellschaften). In diesem so gefassten Sinn definiert sich die Gesellschaft des Benthos als Gegensatz zur Gesellschaft des Planktons, dass die Organismen des freien Wasser umfasst (ROUND 1975).

Um die Vielfalt der Algen zu gliedern und zu ordnen, stellte PASCHER (1918) mit der Definition von Organisationsstufen ein morphologisches Ordnungsprinzip auf. Obwohl es als stammesgeschichtliches System nicht mehr haltbar ist, ist aber das Wissen um diese Kategorien für das Bestimmen von Algen immer noch wichtig, da es den Zugang zur Literatur ermöglicht. Die wichtigsten Organisationsstufen, die bei den benthische Algen eine Rolle spielen, sind in Abb. 5 dargestellt.

Als monadal organisiert bezeichnet man Flagellaten. Dies sind begeißelte Einzeller mit Augenfleck und kontraktile Vakuole. Nach der Zellteilung können sie zu mehr- bis vielzelligen Verbänden oder Kolonien zusammengeschlossen bleiben. Hierzu gehört zum Beispiel die Grünalgenordnung der Volvocales oder die Klasse der Euglenophyceae. Einzeller, die in den vegetativen Zellen keine Reste monadaler Organisation besitzen, sondern unbegeißelt und von einer Zellwand umgeben sind, bezeichnet man als coccal. Nach Zellteilung können sie zu Verbänden zusammengeschlossen bleiben. Hierzu gehören z.B. alle Vertreter der Grünalgenordnung der Chlorococcales, der Blaualgenordnung der Chroococcales und der Zieralgen. Als tetrasporal (capsal, palmelloid) bezeichnet man in Gallerthüllen eingeschlossene Einzelzellen oder Zellkomplexe mit Ähnlichkeiten zur monadalen und coccalen Organisation. Ein Vertreter im Benthos ist *Tetraspora gelatinosa* aus der Grünalgenordnung der Tetrasporales. Sind die Zellen in Reihen miteinander verbunden, spricht man von einer trichalen Organisation.

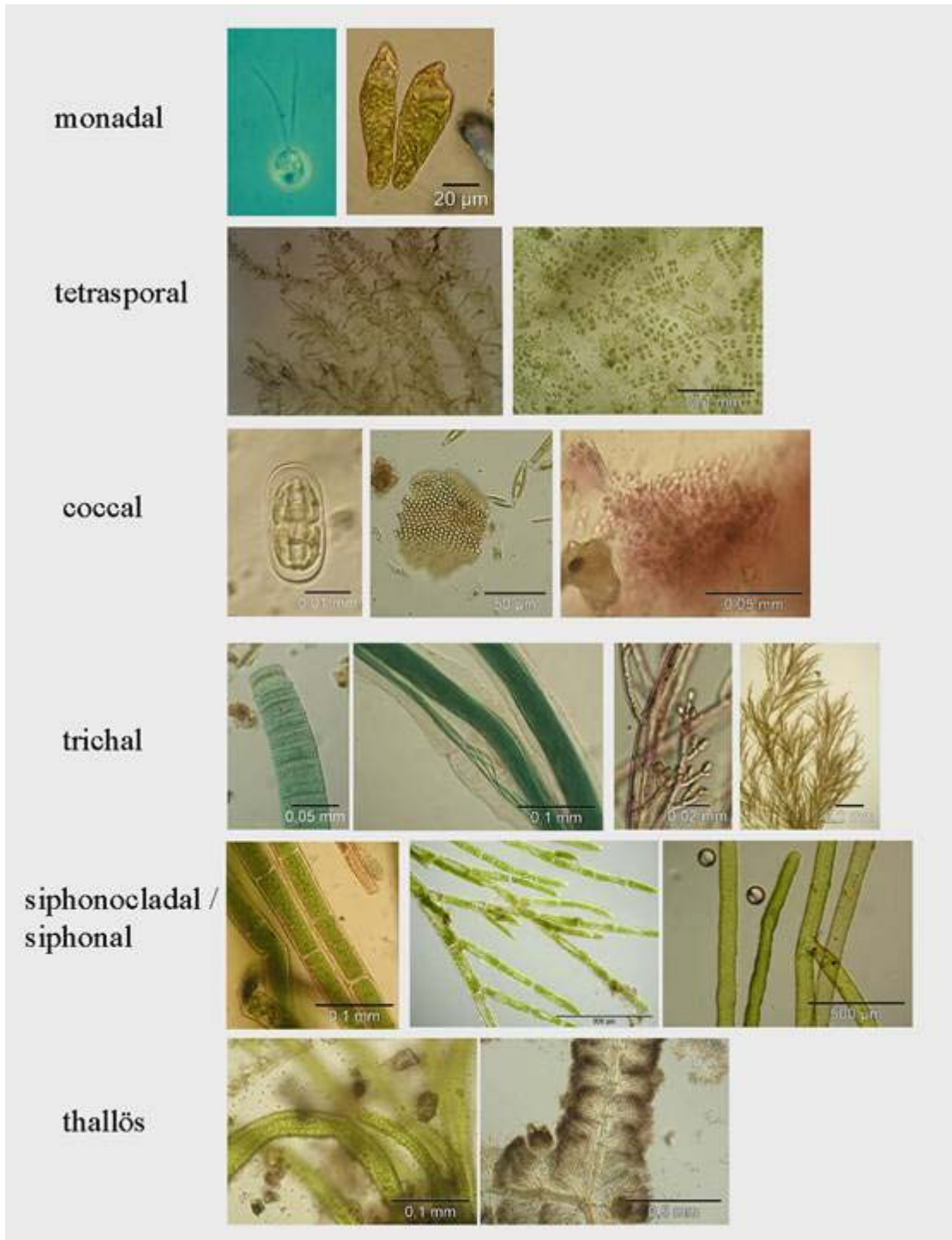


Abbildung 5: monadal: *Chlamydomonas* (Foto: U. Geissler, 1000 fach), *Euglena obtusa*, tetrasporal: *Tetraspora gelatinosa* (40 fach und Detail), coccal: *Actinotaenium cruciferum*, *Microcrocis obvoluta*, *Chamaesiphon starmachii*, trichal: *Oscillatoria princeps*, *Microcoleus vaginatus*, *Audouinella hermannii*, *Stigeoclonium* sp., siphonocladal/siphonal: *Rhizoclonium hieroglyphicum*, *Cladophora glomerata*, *Vaucheria* sp., thallös: *Blidingia minima*, *Batrachospermum* sp.

Diese Fäden können unverzweigt oder verzweigt sein. Beispiele sind die Grünalgenordnungen der Ulotrichales (unverzweigt) und der Chaetophorales (verzweigt). Fäden werden auch bei den Rotalgen (*Bangia*, *Audouinella*) und bei den Blaualgen (Ordnung der Oscillatoriales) ausgebildet. Fäden mit mehrkernigen Zellen bezeichnet man als siphonocladal. Hierher gehören alle Taxa der Grünalgenordnung der Cladophorales. Bei der siphonale Organisation sind keine Querwände ausgebildet. Die Taxa bilden ein Geflecht von vielkernigen Fäden aus. Hierzu zählt die Tribophyceengattung *Vaucheria*. Als thallös bezeichnet man ein Taxon mit einem spezifisch aufgebauten Vegetationskörper. So entstehen zum Beispiel flächige, schlauchförmige oder verzweigte Fäden mit wirteligen Verzweigungen (Bsp. Grünalgengattungen: *Ulva*, *Enteromorpha*, Rotalgengattungen: *Batrachospermum*, *Lemanea*).

3. Systematisch-taxonomische Klassifizierung

Die systematisch-taxonomische Wissenschaft ist bestrebt, ein Klassifikationssystem aufzustellen, das den natürlichen Grad der Verwandtschaft zwischen den Organismen widerspiegelt. Die Einteilungen basieren bei den Algen auf folgenden Kriterien:

- morphologische Merkmale, wie Charakteristika der Körpergestalt
- biochemische Merkmale, wie Art und Zusammensetzung der Photosynthesepigmente und der Reservestoffe
- cytologische Merkmale, wie Begeißelung, Aufbau und Struktur des Plastiden und der Orte der Speicherung von Reservestoffen
- genetische Merkmale, wie Kernteilung und Sequenzdaten
- Ablauf des Lebenszyklus und Charakteristika bei Fortpflanzung und Vermehrung
- ökologische und verbreitungsbiologische Eigenschaften

Um die Vielfalt der Organismen zu erfassen (Taxonomie) und zu ordnen (Systematik), wird ein hierarchisch aufgebautes Klassifikationssystem verwendet (Abb. 6). Grundeinheit des Systems ist die Art. Viele Artbeschreibungen von Algen stammen bereits aus dem 18. oder 19. Jahrhundert. Sie sind nach wie vor gültig. Durch neuere Analysen können diese Beschreibungen zwar ergänzt und erweitert werden, sie bleiben aber in ihren Grundzügen erhalten. Außerdem kommen laufend neu entdeckte Arten hinzu. Alle Arten werden zweiteiligen Namen gekennzeichnet, die nach international festgelegten Regeln vergeben werden (International Code of Botanical Nomenclature). Vor allem auf den höheren Ebenen des Systems werden aufgrund fortschreitender Kenntnisse und je nach Betonung wichtiger Merkmale häufig Veränderungen vorgeschlagen.

Eine grundlegende Unterteilung der Organismen im System ist die in prokaryotische und eukaryotische Organismen. In den Zellen der Prokaryoten befinden sich keine durch Membranen abgegrenzten Organellen. Auch die DNS liegt frei im Cytoplasma. Dagegen haben Eukaryoten einen durch Membranen abgegrenzten Zellkern sowie weitere abgegrenzte Zellorganellen (z. B. die für die Photosynthese zuständigen Plastiden). Das Vorhandensein oder Fehlen solcher Zellorganellen ist in vielen Fällen bei der mikroskopischen Analyse gut zu erkennen. Archaeobakterien und Eubakterien sind Prokaryoten. Zu den Eubakterien gehören die oft als „Blualgen“ bezeichneten Cyanobakterien. Alle anderen Algen sind Eukaryoten. Wesentlich schwieriger ist die Unterteilung des Systems auf der Ebene der Abteilungen und Klassen. Detailliertere Angaben zu den Definitionen der Algenklassen sind bei VAN DEN HOEK et al. (1995), THROM (1997) sowie GRAHAM & WILCOX (2000) und in den allgemeinen Ausführungen der Bänden der Bestimmungsliteratur zu finden.

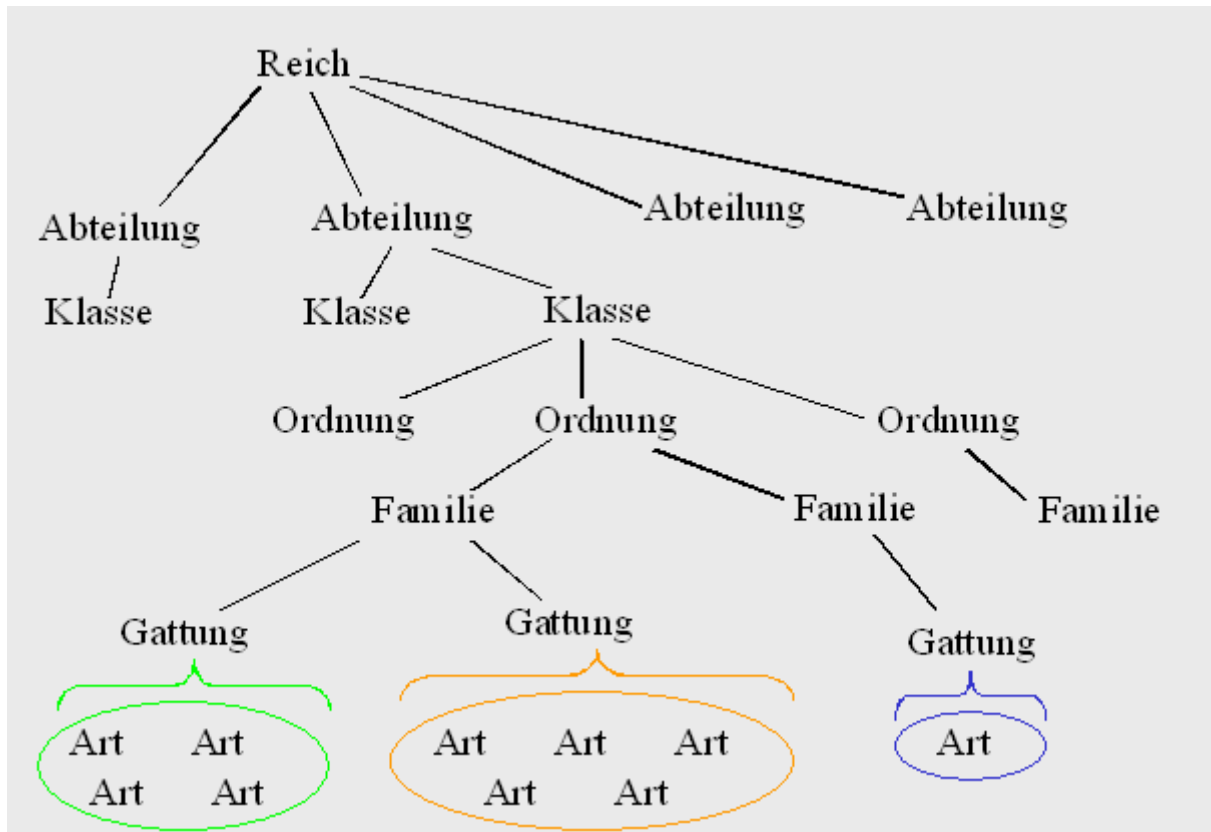


Abbildung 6: Hierarchisch aufgebautes Klassifikationssystem der Taxonomie

Für viele Anwender ist es sehr verwirrend, dass verschiedene Lehrbücher stark voneinander abweichende Einteilungen präsentieren und teilweise sehr unterschiedliche Bezeichnungen für die Organismengruppen verwenden. Ursache dafür ist, dass die Erforschung der natürlichen Verwandtschaftsbeziehungen zwischen den Organismen ständig weitergeführt wird. Die Arbeit in der Praxis folgt diesen aktuellen Veränderungen des wissenschaftlichen Systems nur bedingt. Ihr ist eine vollständige Auflistung der Organismen mit einem praktikablen Ordnungskonzept wichtiger als die Darstellung neuester Ordnungskonzepte. Aus diesem Grunde beziehen sich die Angaben der Inventarlisten in der wasserwirtschaftlichen Praxis auf die „Taxaliste der Gewässerorganismen Deutschlands“ (MAUCH et al. 2003). In dieser Liste werden die in der Wasserwirtschaft verwendeten Taxa (d.h. nicht nur Arten, sondern systematisch-taxonomische Einheiten aus den verschiedensten Stufen) aufgeführt, die bisher in Gewässern Deutschlands nachgewiesen wurden. Zu jedem Taxon wird der Autor seiner Erstbeschreibung angegeben. Hinsichtlich der systematischen Zuordnung führt die Taxaliste zu jedem Taxon die Familie, die Ordnung und die Klasse an. Diese Taxaliste wird in regelmäßigen Abständen aktualisiert. Da dieser Feldführer sich an den Anforderungen der wasserwirtschaftlichen Praxis orientieren soll, beziehen sich die folgenden Darstellungen der wichtigsten Klassen benthischer Algen mit ihren Erläuterungen im Hinblick auf die lichtmikroskopisch sichtbaren Merkmale auf die Einteilungen der Taxaliste. Für die zu bearbeitende Klasse wird dabei zunächst der deutsche Name angegeben. In Klammern stehen dann ein oder mehrere wissenschaftliche Namen (Synonyme), die den oben beschriebenen ständigen Umbau des Systems der Organismen verdeutlichen.

Bei der Bestimmung von Algen ist es erforderlich festzustellen, ob das zu bearbeitende Material den Beschreibungen in dem benutzten Bestimmungswerk entspricht. Dabei ist zu berücksichtigen, dass von verschiedenen Taxonomen unterschiedliche Artkonzepte benutzt

werden. Um diese unterschiedlichen Artkonzepte kenntlich zu machen, ist es notwendig, bei der Darstellung der Ergebnisse zusätzlich zum Artnamen auch den Namen des beschreibenden Autors und die verwendete Bestimmungsliteratur anzugeben. Ein Bezugspunkt ist die Taxaliste (MAUCH et al. 2003), die sich auf die anerkannte Standardliteratur bezieht.

Eine Literaturliste der wichtigsten Bestimmungswerke ist im Anhang zu finden. Folgende gruppenübergreifende Literatur kann für eine Orientierung und zur Bestimmung von Algen im Allgemeinen empfohlen werden: Bis zum Gattungsniveau gehen BOURRELLY (1968, 1971, 1970), ENTWISLE et al. (1997), WEHR & Sheath (2003) und LINNE VON BERG et al. (2004). Eine Vielzahl benthischer Algen können mit Hilfe des Buches von JOHN et al. (2002) bestimmt werden. SIMONS et al. (1999) befassen sich speziell mit den benthischen Algen in Fließgewässern des Tieflandes, während sich die Veröffentlichungen von KANN (1978) und PFISTER (1992) auf die benthischen Algen der Fließgewässer der Alpen beziehen. Für die benthischen Algen in der Ostsee wurde von PANKOW (1990) ein Bestimmungswerk erstellt.

3.1 Blaualgen (Nostocophyceae, Cyanoprokaryota, Cyanobacteria, Cyanophyceae)

Die sehr alte Organismengruppe der Blaualgen wird ebenso wie die der Bakterien zum Reich der Prokaryota gerechnet. Hier sind der Zellkern und die Thylakoide (Membranen mit licht-einfangenden Pigmenten) im Protoplasma der Zellen nicht abgegrenzt. Die blaugrüne oder grüne oder auch rote bis violette Färbung entsteht durch Überlagerung der grünen Farbe des Chlorophylls mit der roten bzw. blauen Farbe der akzessorischen Pigmente Phycoerythrin und Phycocyanin. Blaualgenzellen enthalten eine Vielzahl von Reservestoffen. Trotz der verhältnismäßig einfachen Zellorganisation bei den coccalen Blaualgen findet sich eine enorme Vielfalt von Formen, die durch unterschiedliche Modi der Zellteilung, Verteilungsmuster der Zelltypen, der Hüllstrukturen und der Art und Weise des Wachstums von Zellkomplexen entstehen. Bei den fadenförmigen Blaualgen teilen sich die Zellen senkrecht zur Trichomachse. Manchmal können sich die Fäden durch Trennung des Fadens und erneutes Wachstum scheinbar verzweigen (Scheinverzweigung). Viele fädige Vertreter sind zu kriechenden Bewegungen auf festem Substrat fähig. Sie bilden häufig Fadengeflechte aus, die als makroskopisch sichtbare, charakteristische Aggregationen oder Lager auffällig sind. In einer kleinen Gruppe von Blaualgen können sich die Fäden durch ungleiche Teilung einer Zelle verzweigen (echte Verzweigung). Unter den Blaualgen gibt es sehr viele Spezialisten, die sich gut an schwierige Lebensbedingungen angepasst haben. So können z.B. einige Vertreter spezielle mit Enzymen ausgestattete Zellen ausbilden (Heterocyten), die ihnen erlauben, Luftstickstoff zu reduzieren und nutzbar zu machen. Blaualgen dieser Gruppe bilden unter ungünstigen Bedingungen Dauerstadien (sog. Akineten) aus, die über Jahre lebensfähig bleiben. Alle Blaualgen vermehren sich nur vegetativ durch Zellteilung. Viele Blaualgen sind zur Ausbildung von gelatinösen Hüllen oder Scheiden befähigt. Ihre Struktur (Konsistenz, Breite, Begrenzung, Färbung, Lamellierung) ist für viele Gattungen und Arten charakteristisch. Die Formenvielfalt der Blaualgen steigert sich durch diese Fähigkeit. Zu dieser Klasse zählt man heute mehr als 150 Gattungen und 2000 Arten. Das traditionelle System war eher auf morphologische und cytologische Merkmale ausgerichtet. Inzwischen sind eine Vielzahl biochemischer, physiologischer und genetischer Merkmale hinzugekommen. Innerhalb der Klasse unterscheidet man vier Ordnungen (Abb. 7): Die Ordnung der Chroococcales enthält alle einzelligen oder Zellaggregat bildenden Blaualgen. Bei der Ordnung der Oscillatoriales sind alle fädigen Vertreter ohne Heterocytenbildung zusammengefasst. Die Nostocales um-

fassen fadenförmige Vertreter, die häufig Heretocyten und Akineten ausbilden. Die Stigonematales umfassen alle echt verzweigten Fäden mit Heterocyten und Akineten.

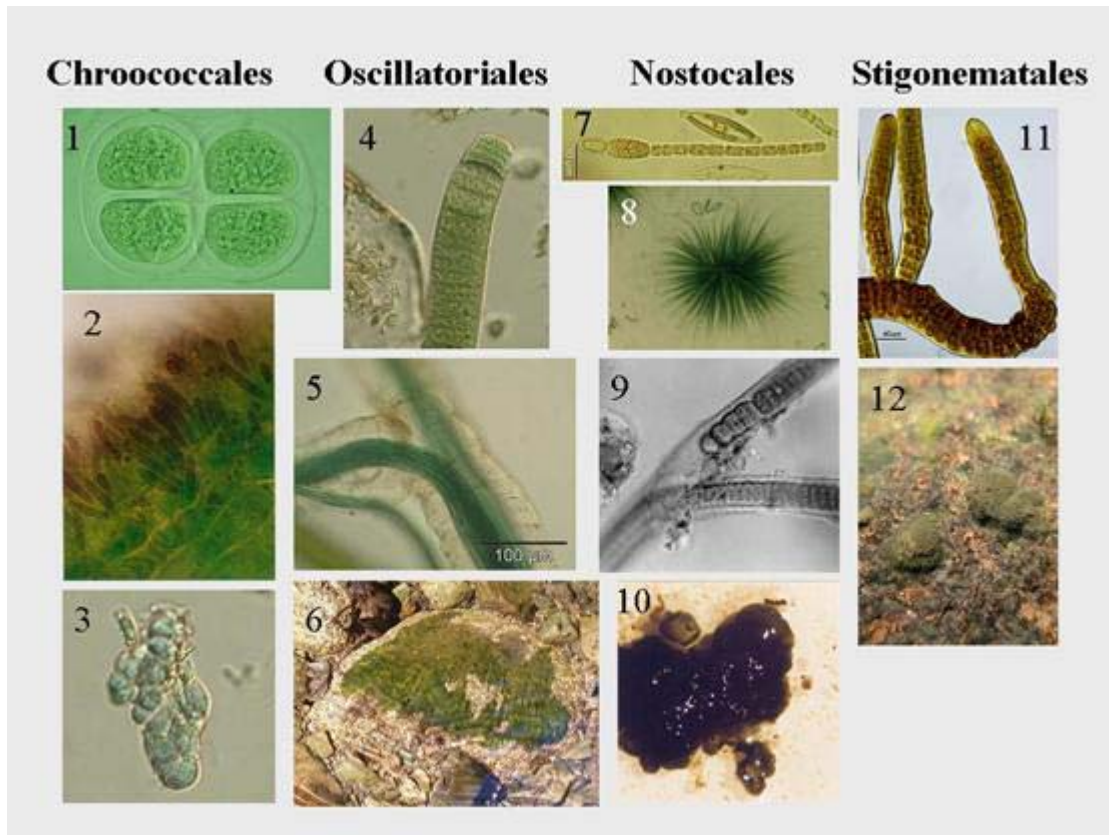


Abbildung 7: Beispiele verschiedener Blaualgen. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert.

1. *Chroococcus turgidus* (Foto: U. Geissler, 1000 fach),
2. *Chamaesiphon varians* (1000 fach),
3. *Pleurocapsa minor* (400 fach),
4. *Oscillatoria princeps* (400 fach),
5. *Microcoleus vaginatus*,
6. *Phormidium autumnale*, Lager auf Stein (Makro),
7. *Cylandrospermum stagnale*,
8. *Gloeotrichia echinulata* (Foto: B. Büdel),
9. *Plectonema thomasianum* (1000 fach)
10. *Nostoc parmelioides* (15 fach)
11. *Stigeonema mammilosa* (Foto: R. Bengtsson),
12. *Stigonema*, Lager (Foto: R. Bengtsson, Makro)

Blaualgen kommen fast überall vor und sind daher auch im Benthos häufig anzutreffen. Bekannt sind Blaualgenblüten in verschmutzten, stehenden oder sehr langsam fließenden Gewässern. Es gibt aber in dieser Gruppe sehr viele hochempfindliche Arten, die saubere Gewässerverhältnisse anzeigen. In der Indikationsliste des PHYLIB-Verfahrens (2006) ist eine größere Anzahl von Arten als Zeiger naturnaher Verhältnisse mit geringer Trophie und Saprobie eingestuft. Auch unter den benthischen Blaualgen gibt es einige Stämme, die Toxine bilden können. Dies Toxine wirken bei Aufnahme in den Körper (z.B. durch Verschlucken von Wasser) als Nerven – und Lebergifte (CARMICHAEL 1994, CRONBERG 2003). Meist sind Tiere, die verunreinigtes Wasser trinken, davon betroffen. Über die Toxinproduktion der

benthischen Algen ist bisher wenig bekannt. Prinzipiell sollten benthische Algen als potentielle Toxinproduzenten nicht ausgeschlossen werden (pers. Mitt. I. CHORUS, Umweltbundesamt, Berlin). Aus Europa liegen bisher nur wenige Berichte über toxische benthische Blaualgen im Süßwasser vor (EDWARDS et al. 1992, MEZ et al. 1997, GUGGER et al. 2005).

Da sich einige zur Identifikation notwendigen Merkmale bei der Fixierung oder Lagerung verändern, ist es unter Umständen notwendig, schon beim Besammeln oder am Frischmaterial entsprechende Beobachtungen festzuhalten (z.B. Farbe, Konsistenz, Bewegung). Folgende Spezialliteratur kann zur Bestimmung der Blaualgen genutzt werden: Ein grundlegendes Werk ist immer noch die Arbeit von GEITLER (1932) aus der Rabenhorst'schen Kryptogamenflora von Deutschland. Obwohl die Zuordnungen der Arten zu höheren taxonomischen Ebenen inzwischen häufiger überholt sind, bleibt dieses Buch hilfreich, da es die einzige Arbeit in deutscher Sprache ist, in der alle Taxa der Blaualgen zusammengefasst sind. In polnischer Sprache steht die Blaualgenflora von STARMACH (1966) zur Verfügung. Vorwiegend mit planktischen, toxischen Blaualgen beschäftigen sich CRONBERG & ANNADOTTER (2006). Aktuell sind die Revisionen der Chroococcales und Oscillatoriales von KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS (1998, 2005), die in der Süßwasserflora von Mitteleuropa veröffentlicht sind. Für die Nostocales und Stigonematales gibt es zur Zeit noch keine neueren zusammenfassenden Werke. Einen Überblick bieten die Veröffentlichungen von ANAGNOSTIDIS & KOMÁREK (1988) bzw. KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS (1989), die die Vorarbeiten für die noch ausstehenden Bände der Süßwasserflora darstellen. Für eine Artbestimmung ist in solchen Fällen nach wie vor das Werk von GEITLER (1932) nötig. Die Arten der Gattung *Nostoc* werden von MOLLENHAUER et al. (1999) dargestellt. Weitere Spezialliteratur wird im Anhang genannt.

3.2 Rotalgen (Bangio- und Florideophyceae)

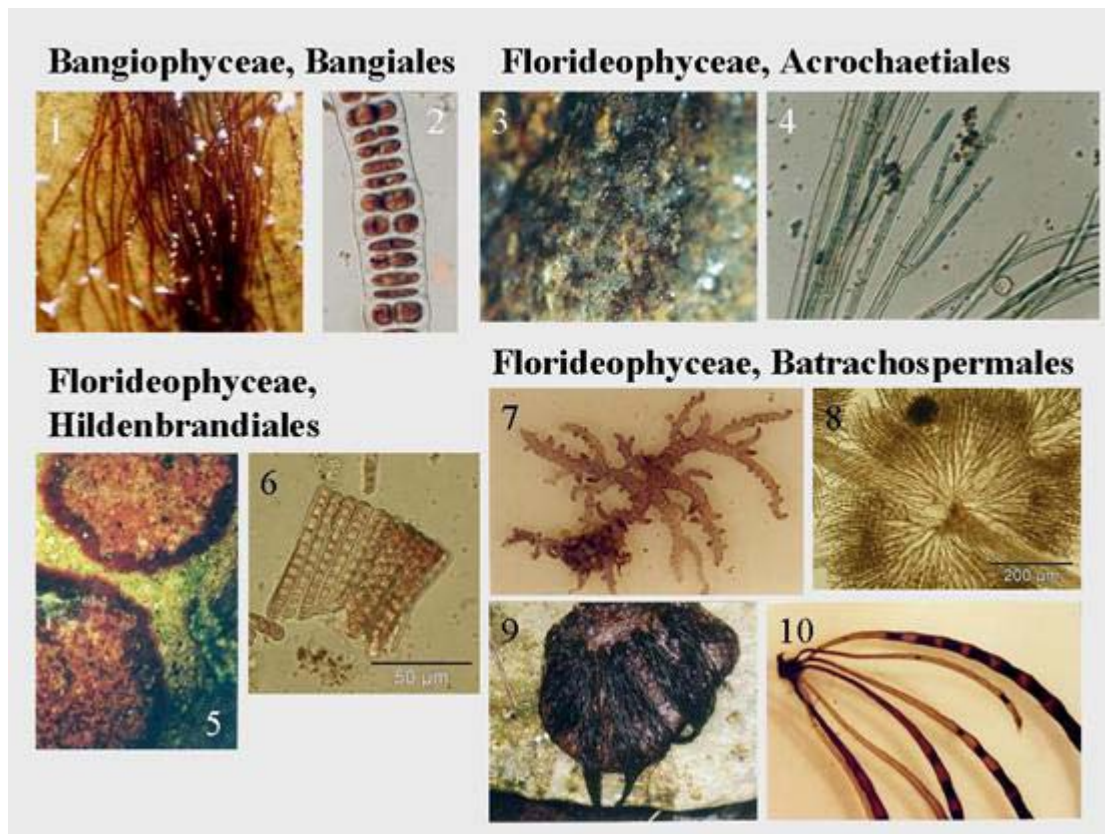


Abbildung 8: Beispiele verschiedener Rotalgen. Die Arten sind nach den Klassen und Ordnungen gruppiert.

1. und 2. *Bangia atropurpurea* (40 fach und 400 fach),
3. und 4. *Audouinella chalybea*, (18 fach und 400 fach),
5. und 6. *Hildenbrandia rivularis* (6,7 fach und 400 fach),
7. und 8. *Batrachospermum gelatinosum* (10 fach und 200 fach),
9. und 10. *Lemanea* sp. oder *Paralemanea* sp. (Makro und 6,7 fach)

Der Name Rotalgen bezieht sich auf die Pigmentausrüstung der Organismen, die ebenso wie die Blaualgen Phycoerythrin (rot) und Phycocyanin (blau) als Chlorophyll begleitende Pigmente besitzen. Je nach Anteil dieser Pigmente entstehen rötliche oder auch bläuliche bis schwärzliche Färbungen der Organismen. Die Mehrzahl der 5000-6000 Arten der Rotalgen lebt an den Ufern der Meeresküsten. Nur etwa 150 Arten der Rotalgen sind im Süßwasser heimisch. In der Taxaliste (MAUCH et al. 2003) werden die Rotalgen in zwei Klassen eingeteilt: Bangio- und Florideophyceae (Abb. 8).

Die im Süßwasser vorkommenden Bangiophyceae sind einzellig oder bilden unverzweigte, mehrreihige Fäden. Einzellige Rotalgen (*Porphyridium*) des Süßwassers sind nur unter sehr speziellen Bedingungen zu finden und spielen bei der Bewertung von Fließgewässern mit Hilfe benthischer Algen keine Rolle. Um so auffälliger sind die dunkelroten Fäden von *Bangia atropurpurea*, die in Fließgewässern an Steinen oder anderem Hartsubstrat an oder über der Wasserlinie wachsen. Eine Besonderheit in Deutschland ist das Vorkommen der durch Aquarianer eingeschleppten und ursprünglich tropischen Art *Compsopogon hookeri*. Diese Alge bildete in den 1960er und 70er Jahren große und auffällige, pferdeschweifähnliche Bestände in der durch industrielle Nutzung aufgeheizten Erft (FRIEDRICH 1980). Heute sind

die Bestände dort weniger auffällig. Neuere *Compsopogon*-Funde werden auch aus anderen Gewässern gemeldet.

Die Thalli der Florideophyceae des Süßwassers bestehen aus unverzweigten oder verzweigten Fäden. Bei *Hildenbrandia rivularis* sind diese Fäden wie Säulen zu einem Pseudoparenchym zusammengelegt. Makroskopisch sind sie als leuchtend weinrote Krusten auf Steinen zu erkennen. Weniger auffällig sind die einzeln oder als Büschel an Hartsubstrat angeheftet wachsenden Pflänzchen von *Audouinella*. Die stark gallertige Froschlaichalge *Batrachospermum* verdankt ihren deutschen Namen ihrem makroskopischen Erscheinungsbild. Sie ist vor allem in kühlen, schnellfließenden Bächen zu finden. *Lemanea* bildet starre olivgrüne, dunkelbraune bis schwarze Thalli, die zu Büscheln vereinigt sind. Allen Florideophyceae ist ein komplizierter Wechsel von drei unterschiedlichen Generationen bei der Fortpflanzung gemeinsam. Dabei entstehen eigenständige Pflanzen (Chantransia-Stadien), die aber nicht einer bestimmten Art zugeordnet werden können. Die Chantransia-Stadien der Gattungen *Batrachospermum* und *Lemanea* bzw. *Paralemanea* sehen gleich aus.

Viele Rotalgenarten bevorzugen beschattete Standorte und werden daher im Gelände sicherlich oft übersehen. Die in Deutschland bisher nachgewiesenen Arten der Rotalgen sind in der Roten Liste gefährdeter Pflanzen Deutschlands (KNAPPE et al. 1996) bearbeitet, da es sich um eine empfindliche Algengruppe handelt, deren Arten sich vielfach nur sehr langsam wieder ausbreiten und nur selten neue Standorte besiedeln können. Von den aufgeführten 33 Arten gelten 61 % als bestandsgefährdet. Gefährdungsursachen liegen vor allem in einer Abwasserbelastung und in der Eutrophierung der Gewässer. Weiterhin wirkt eine Verringerung und Angleichung der Fließgeschwindigkeit bei kanalartigem Ausbau der Gewässer und die fehlende Beschattung eine Rolle. Zur Bestimmung der Rotalgen kann leider zur Zeit kein Gesamtwerk angegeben werden. Seit 2002 gibt es zwar die Kompilation der Süßwasserrotalgen der Welt von KUMANO (2002). Dieses Werk ist aber so umfangreich und speziell gefasst, dass eine Bestimmung des in Deutschland zu erwartenden Materials damit schwer fällt. Hilfreicher ist das Kapitel zu den Rotalgen in JOHN et al. (2002). In der polnischen Algenflora (STARMACH 1977) findet sich auf den Seiten 375 – 405 ein englischer Schlüssel. Weitere Spezialliteratur wird im Anhang aufgeführt.

3.3 Braunalgen (Fucophyceae, Phaeophyceae)

Die Klasse der Braunalgen umfassen morphologisch sehr unterschiedlich gestaltete mehrzellige Organismen (Abb. 9). Die Formenvielfalt reicht von mikroskopisch kleinen, verzweigten Fäden bis hin zu mehreren Metern großen blattartigen Gewebethalli. Bekannt sind die ausgedehnten Bestände des Blasentanges (*Fucus vesiculosus*) an der Küste Helgolands. Die im makro- ebenso wie im mikroskopischen Bild auffällige Braunfärbung der Organismen ergibt sich dadurch, dass in den Plastiden neben Chlorophyll a und c in großen Mengen das akzessorische Pigment Fucoxanthin vorliegt.

Die meisten Arten der Braunalgen leben benthisch im marinen Bereich. Nur sehr wenige Vertreter sind im Süßwasser zu finden (5 Gattungen, jede mit nur sehr wenigen Arten). Dort bilden sie mit kleinen fädigen oder scheibenförmigen Formen wenig auffällige Bestände und werden wohl häufig übersehen (WEHR & STEIN 1985). Am ehesten ist *Heribaudiella fluviatile* anzutreffen, die braune dünne Lager auf Steinen bildet. Als Besonderheit muss der Nachweis der marinen, fädigen Braunalge *Ectocarpus siliculosus* in der durch Kalibergbau salzbelasteten Werra gelten (GEISSLER 1983). In den Roten Listen (1996) sind nur

5 Süßwasserbraunalgentaxa genannt, deren Gefährdungsgrad auf Grund ihrer Seltenheit meist nicht eingeschätzt werden konnte.

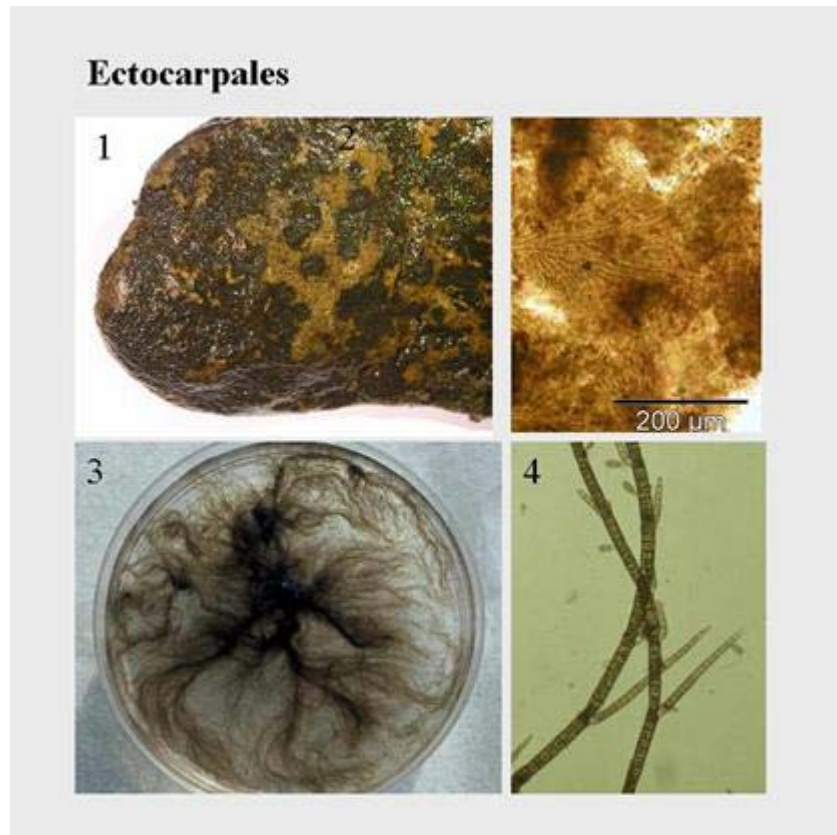


Abbildung 9: Beispiele verschiedener Braunalgen (bei den benthischen, limnischen Braunalgen ist nur eine Ordnung vertreten).
 1. und 2. *Heribaudiella fluvialitis*, (Makro und Detail),
 3. und 4. *Ectocarpus siliculosus* (Makro und Detail, Makro-
 Foto: U. Geissler)

3.4 Goldalgen (Chrysophyceae)

In dieser Gruppe werden meist einzellige, selten koloniale oder fadenbildende Algen zusammengefasst (Abb. 10). Der Name Goldalgen weist auf die Färbung der Plastiden hin, die durch das akzessorische Pigment Fucoxanthin goldbraun gefärbt sind. Es gibt aber auch farblose Vertreter (*Anthophysa vegetans*), die sich heterotroph ernähren. Für einige Taxa ist eine sogenannte mixotrophe Ernährung nachgewiesen, d.h. sie können sich sowohl photoautotroph als auch heterotroph ernähren. Damit verkürzen sie einige Nahrungsketten im Gewässer erheblich. Charakteristisch für die Chrysophyceae ist die Bildung einer durch Siliziumoxid verkieselten, endogen erzeugten Stomatozyste als Überdauerungsstadium. Die Taxonomie dieser Gruppe befindet sich stark im Umbruch. Viele Arten, die in dem für die Bestimmung dieser Gruppe genutzten im Band der Süßwasserflora (Starmach 1985) behandelt werden, zählen heute zu eigenständigen Klassen (siehe KRISTIANSEN & PREISIG 2001).

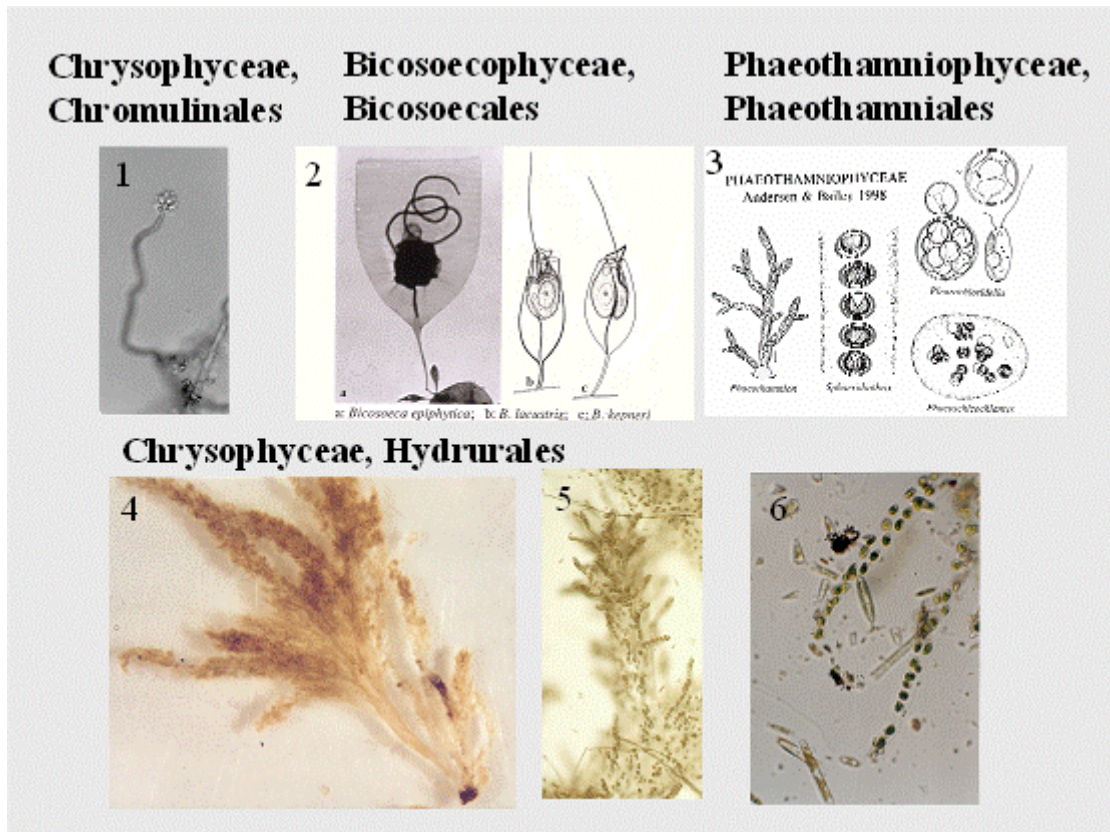


Abbildung 10: Beispiele verschiedener Goldalgen. Die Arten sind nach Klassen und Ordnungen gruppiert.

1. *Anthophysa vegetans* (400 fach),
2. *Bicosoeca epiphytica* (elektronen-mikroskopische Aufnahme), *B. lacustris*, *B. kernerii* (Foto und Zeichnungen H.R. Preisig),
3. *Phaeothamnion*, *Sphaerodithrix*, *Pleurochloridella*, *Phaeoschizochlamys* (Zeichnungen H.R. Preisig),
- 4., 5. und 6. *Hydrurus foetidus* (4. unter Binokular, 5. 100 fach, 6. 400 fach)

Im Benthos auffällig ist die vor allem im Hochgebirge vorkommende Alge *Hydrurus foetidus*. Sie bildet tetrasporal organisierte Zellkomplexe, die bis zu 30 cm lange fedrige Büschel oder unregelmäßige geformte Beläge formen. Diese Algen zerfallen bei der Entnahme aus dem Gewässer sehr leicht und erzeugen dabei einen starken Geruch (*foetidus* - die stinkende). Weniger bekannt ist *Phaeodermatium rivulare*, die parenchymatische scheibenförmige Krusten auf Steinen ausbildet und von der inzwischen angenommen wird, dass sie einen Teil des Lebenszyklus von *Hydrurus* darstellt. Epiphytisch wachsende Chrysophyceae, wie *Epiphyxis* mit seinen durch Mangan oder Eisen inkrustierten Gehäusen, sind auch im Tiefland anzutreffen. Dies gilt ebenso für die ebenfalls epiphytisch lebende fädige Art *Phaeothamnion confervicola*, deren Zugehörigkeit zu den Chrysophyceae heute umstritten ist.

3.5 Gelbgrünalgen (Tribophyceae, Xanthophyceae)

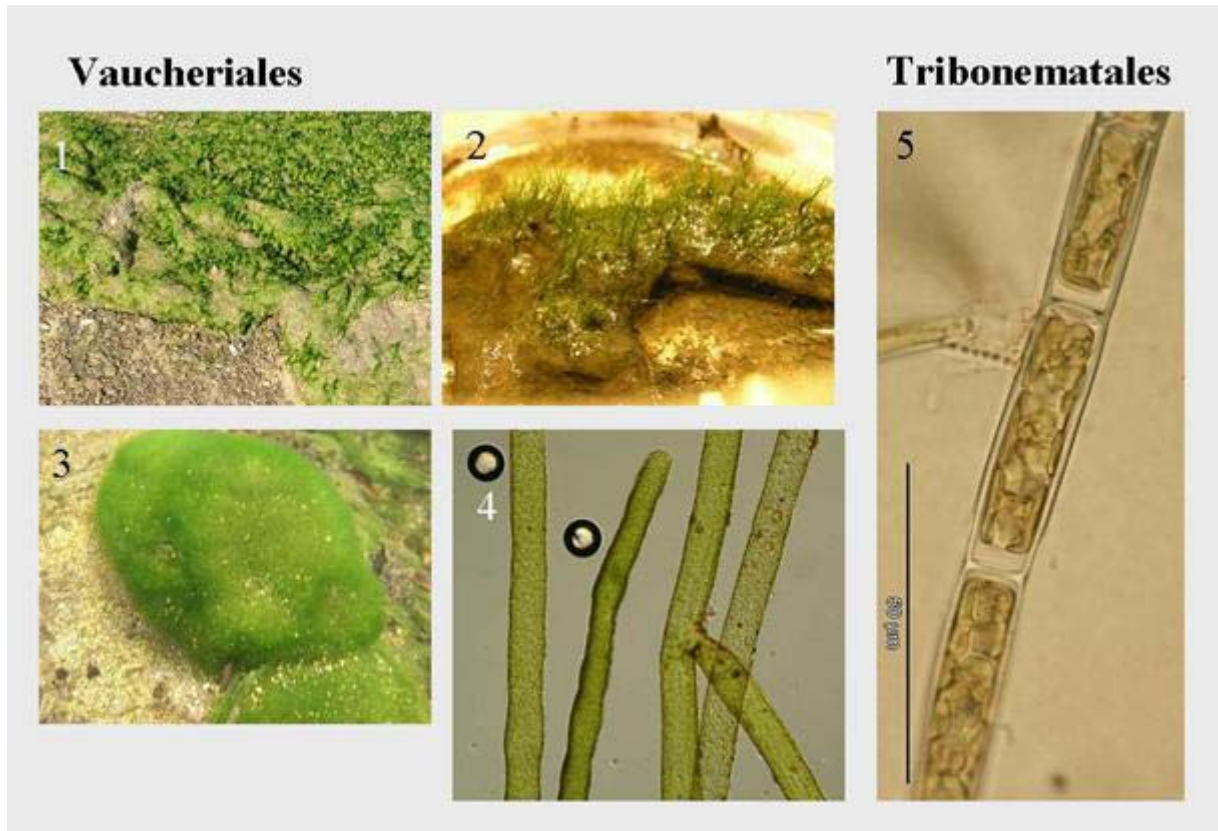


Abbildung 11: Beispiele verschiedener Gelbgrünalgen. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert.

1. bis 4. *Vaucheria* sp. (1. Algenteppich am Ufer bei Niedrigwasserstand,
2. aufstrebende Fäden aus dem Algenteppich,
3. Polster im strömenden Wasser, Unterwasseraufnahme,
4. Einzelfäden im Mikroskop, 100 fach),
5. *Tribonema viride* (Lugol)

Die Arten dieser Klasse kommen im Süßwasser, Brack- und Salzwasser ebenso wie auf feuchter Erde vor. Ihre Pigmentzusammensetzung (Chlorophyll a und c, Xanthophylle) entspricht im wesentlichen der der Diatomeen und Braunalgen. Jedoch enthalten sie kein Fucoxanthin. Daher sind sie nicht goldbraun bis braun, sondern meistens hellgrün bis gelbgrün gefärbt. Mitunter weisen die Algen der Tribophyceae eine dunkelgrüne Färbung auf, so dass sie im Gelände mitunter nicht von den „echten“ Grünalgen zu unterscheiden sind (vgl. dort). Bei den einzelligen Formen ist diese Zuordnung auch bei der mikroskopischen Analyse mitunter schwierig. In solchen Fällen kann eine Färbung mit Jodjodkalium (Lugol'scher Lösung) hilfreich sein. Da Gelbgrünalgen im Unterschied zu den Grünalgen als Reservestoff nicht Stärke, sondern Öl bilden, werden die Zellen durch Jodjodkalium weniger stark eingefärbt als Chloro- oder Ulvophyceae.

In dieser Klasse ist eine Vielzahl morphologischer Typen vertreten, es treten monadale, coccale, trichale und siphonale Formen auf (Abb. 11). Weltweit kommen etwa 600 Arten vor. Die monadalen und coccalen Formen finden sich vorwiegend im Plankton, einige wenige Arten (Gattungen *Characiopsis*, *Ophiocytium*) leben auch epiphytisch. Im Benthos der Fließgewässer sind vor allem trichale und siphonale Formen wichtig. Zur Gattung *Tribonema*

gehören etwa 20 Arten. Die unverzweigten, sehr schmalen Fäden fallen bei größerem Vorkommen bereits makroskopisch als hellgrüne Watten auf. Für eine Artbestimmung kann der entsprechende Band der Süßwasserflora verwendet werden (ETTL 1978). Makroskopisch auffällige Polster bilden die Arten der Gattung *Vaucheria* aus. *Vaucheria*-Polster sind an sehr unterschiedlichen Standorten zu finden. Im Gewässer siedeln sie oft in Bereichen starker Strömung, sie treten aber ebenso am Rand des Gewässers auf und wachsen auch im Uferbereich oberhalb der Wasserlinie gut. Einige Arten tolerieren höhere Salzgehalte und kommen in brackigen und marinen Bereichen vor. *Vaucheria* ist siphonal organisiert, d.h. die langen, schlauchartigen, verzweigten Filamente sind nicht durch Querwände in einzelne Zellen gegliedert. Der gesamte Organismus besteht somit aus einer riesigen Zelle, in der sich viele Zellkerne und zahlreiche Plastiden befinden. Eine Artbestimmung (RIETH 1980) ist bei *Vaucheria* nur möglich, wenn Oogonien und Antheridien ausgebildet sind. Dies ist bei im Freiland entnommenen Material nur selten der Fall, lässt sich aber durch Anlage von Kulturen recht leicht auslösen. Für die Anwendung des PHYLIB-Bewertungsverfahrens ist eine Artbestimmung nicht nötig, eine Angabe auf Gattungsniveau reicht. Auf feuchter Erde (und somit manchmal ebenfalls am Rande eines Gewässers) tritt *Botrydium* auf, das kugelige grüne Blasen von mehreren mm Durchmesser bildet. Jede dieser Blasen ist mit einem kleinen farblosen Rhizoid im Boden verankert. Auch diese Arten sind in Ettl (1978) aufgeführt. Da sie nicht im Fließgewässer auftreten, werden sie zur Anwendung des PHYLIB-Bewertungsverfahrens nicht herangezogen.

3.6 Augenflagellaten (Euglenophyceae)

Zu den Euglenophyceae gehören meist einzellige Flagellaten (monadale Organisation) (Abb. 12). Die Zellen besitzen am Vorderende eine flaschenförmige Einstülpung, die Ampulle. Am Boden der Ampulle entspringen fast immer zwei Geißeln, allerdings ist eine davon meist so kurz, dass sie innerhalb der Ampulle verbleibt. Mit Hilfe der Geißeln schwimmen die Zellen schlingernd. In der Nähe der Ampulle befindet sich der auffällig rot-orange gefärbte Augenfleck, der dieser Gruppe ihren deutschen Name gibt. Weiterhin befindet sich neben der Ampulle eine große pulsierende Vakuole, deren Aktivität bei Lebendmaterial gut beobachtet werden kann. In jeder Zelle befinden sich zwei bis zahlreiche Plastiden. Sie besitzen, ebenso wie die Chloroplasten der Grünalgen, Chlorophyll a und b sowie die typischen Carotinoide und sind daher hellgrün gefärbt. Im Unterschied zu den Grünalgen wird als Reservematerial nicht Stärke gebildet, sondern Paramylon, das als ringförmige Körner oder Stäbe in typischer Form auch in farblosen Vertretern vorkommt. Die Anzahl und Form dieser Paramylonkörner ist ein wichtiges Merkmal für die Bestimmung. Paramylon wird im Gegensatz zu Stärke nicht durch Lugol angefärbt. Die Zellen sind von einer Pellicula umgeben. Diese besteht aus im Cytoplasma liegenden schraubenförmigen Streifen, die durch Gelenkbildungen an den Überlappungsstellen miteinander verbunden sind und durch Mikrotubuli bewegt werden können. Durch die Elastizität der Pellicularstreifen sind viele Euglenophyceae in der Lage, mit dem Zellkörper Bewegungen auszuführen (metabole oder euglenoide Bewegung). Die Art und Weise der Schwimmbewegung und der metabolen Bewegung ist für eine Bestimmung hilfreich. Daher ist es unter Umständen sinnvoll bei Massenvorkommen Frischmaterial zu mikroskopieren.

Euglenophyceen können sich auf vielfältige Weise ernähren. Es gibt viele heterotrophe Arten. Auch die photoautotrophen Formen besitzen die Fähigkeit, zusätzlich organische Stoffe aufzunehmen. Man kennt etwa 40 Gattungen mit 800 Arten, die meist im Süßwasser zu finden sind. Die meisten Arten kommen in nährstoffreichen Kleingewässern vor. Sie können

in kleinen Tümpeln und Gräben, die durch organische Stoffe verschmutzt sind, Wasserblüten ausbilden. Viele Taxa leben im Metaphyton oder in einer dünnen Wasserschicht auf dem Boden. Unter ungünstigen Bedingungen können einigen Arten palmelloide Stadien ausbilden. Dazu wirft die Zelle ihre Geißel ab und umgibt sich mit einer Schleimhülle. Für eine Bestimmung wird immer noch die umfassende Arbeit von HUBER-PESTALOZZI (1955) zugegriffen. Gut dokumentiert sind einige Taxa im entsprechenden Kapitel von JOHN et al. (2002) und in den Abhandlungen von WOŁOWSKI (1998) und KUSEL-FETZMANN(2002). Der kürzlich erschienen Atlas of Euglenophytes von WOŁOWSKI & HINDÁK (2005) bietet ausgiebiges Bildmaterial zu einigen Taxa.

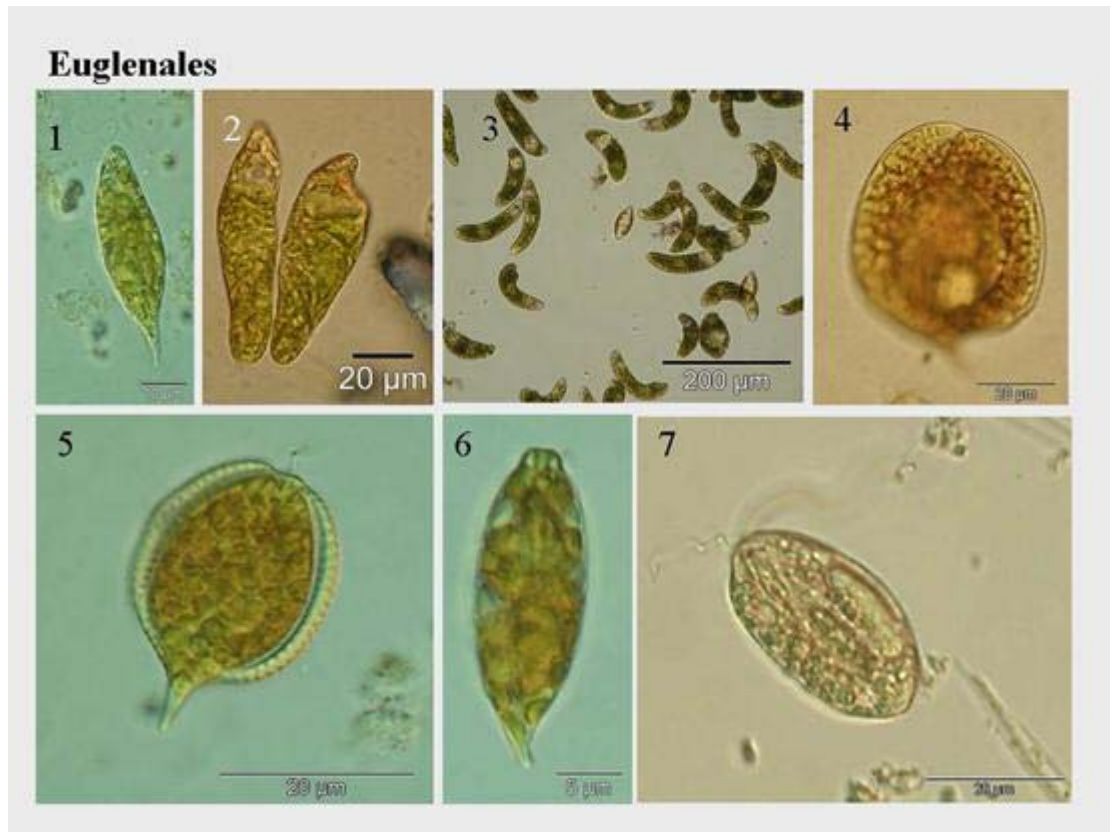


Abbildung 12: Beispiele verschiedener Augenflagellaten. Die Arten sind einer Ordnung zugeordnet.

1. *Euglena viride* (Lugol),
2. und 3. *Euglena obtusa* (Einzelzellen, Massenentwicklung),
4. *Phacus orbicularis* (Lugol),
5. *Phacus monilatus* var. *suecicus* (Lugol),
6. *Lepocinclis steinii* var. *suecicus* (Lugol),
7. *Entosiphon* sp. (Lugol)

3.7 Grünalgen (Trebouxiophyceae, Chlorophyceae, Ulvophyceae)

Die Grünalgen verdanken ihren Namen der grasgrünen Färbung ihrer Plastiden. Chlorophyll a und b werden nicht durch akzessorische Pigmente maskiert. Allerdings ist die Grünfärbung bei kleinen Formen oft schwer erkennbar. Einige einzellige Arten können durch die Bildung großer Mengen von Carotinoiden orange-rot gefärbt sein (*Haematococcus*). Als Reservestoff

bilden die Grünalgen innerhalb des Chloroplasten Stärke, die sich durch Jodjodkalium (Lugol'sche Lösung) anfärben lässt. Die Enzyme zur Stärkebildung liegen in den Chloroplasten in sogenannten Pyrenoiden, die als stärker lichtbrechende und daher dunkel erscheinende Partikel bei der lichtmikroskopischen Analyse oft auffällig sind. Die Form der Chloroplasten sowie die Anzahl und Anordnung der Pyrenoide sind gute Bestimmungsmerkmale.

Bei den Grünalgen existiert eine Vielzahl morphologischer Typen, alle eingangs genannten Organisationsstufen sind vertreten. Traditionell wurden die Grünalgen nach ihren Organisationsformen in die Ordnungen Volvocales, Tetrasporales, Chlorococcales, Ulotrichales, Siphonocladales und Siphonales eingeteilt. Das zunehmende Wissen über den Bau des Geißelapparates, die Mitose und Cytokinese, die biochemischen Eigenschaften, den Lebenszyklus und das genetische Material hat aber gezeigt, dass diese Organisationstypen Ergebnis paralleler Entwicklungen sind. Systematik und Taxonomie dieser Gruppe sind daher stark im Fluss. Offensichtlich hat es zwei große phylogenetische Linien der Entwicklung gegeben, wobei zwischen den Klassen Ulvophyceae, Trebouxiophyceae und Chlorophyceae auf der einen Seite und der Klasse Charophyceae auf der anderen Seite unterschieden werden muss.

Da diese Erkenntnisse relativ neu sind und die Verwandtschaftsbeziehungen dieser Organismen zueinander weiterhin erforscht werden, finden sich in verschiedenen Bestimmungsbüchern mitunter sehr unterschiedliche Zuordnungen. Vor allem ältere Werke folgen einer Einteilung, die von der heutigen Systematik stark abweicht. Dennoch sind diese Bücher für Artbestimmungen nach wie vor hilfreich, man darf sich von der unterschiedlich geordneten Systematik nicht beirren lassen.

Aufgrund der oben beschriebenen vielfältigen Veränderungen in der Systematik der Grünalgen werden die **Trebouxiophyceae** erst seit kurzem als eigene Klasse geführt (FRIEDL 1995). Darin befinden sich vor allem einzellige, unbegeißelte Formen (coccale Organisationsstufe). Die meisten Arten dieser Klasse sind Flechtenalgen, wie die Gattung *Trebouxia*, nach der die Gruppe 1984 benannt wurde. Nur wenige Arten treten im Benthos des Süßwassers auf (Abb. 13). Dies ist zum einen die Gattung *Microthamnion* mit ihren mikroskopisch kleinen, trichal organisierten, stark verzweigten Organismen, in deren Zellen jeweils ein hellgrün gefärbter Chloroplast liegt. *Microthamnion* kommt vorwiegend in leicht sauren, z.B. dystrophen Gewässern vor. Zur Bestimmung dieser Arten muss auf das Werk „Die Chaetophorales der Binnengewässer“ von PRINTZ (1964) zurückgegriffen werden, auch wenn in der aktuellen Systematik die Ordnung Chaetophorales zu den Chlorophyceae gehört und damit die *Microthamnion*-Arten nicht mehr beinhaltet. Weiterhin ist die Gattung *Prasiola* zu den Trebouxiophyceae zu rechnen. *Prasiola* bildet etwa 1-2 cm große, dünne Blattähnliche Thalli und sieht damit den Arten der Gattung *Enteromorpha* ähnlich. *Prasiola* wächst nicht nur submers, sondern kommt auch oberhalb der Wasserlinie an feuchten Stellen vor. Sie ist vor allem in Küstennähe zu finden.

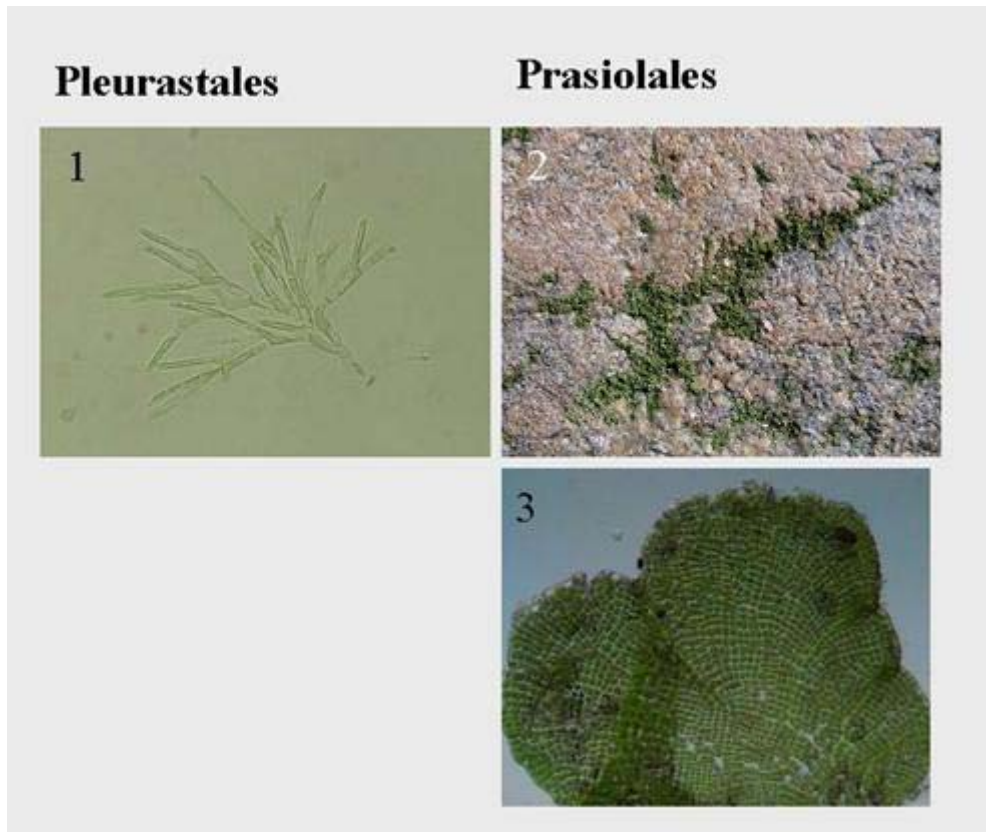


Abbildung 13: Beispiele verschiedener Trebouxiophyceae. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert.

1. *Microthamnion kuetzingianum* (400 fach),
2. *Prasiola* auf Stein (Foto: R. Bengtsson, Makro),
3. *Prasiola furcina* (Foto: R. Bengtsson)

Die Klasse der **Chlorophyceae** ist eine sehr artenreiche Gruppe. Weltweit sind etwa 2.500 Arten bekannt, die vor allem im Süßwasser vorkommen.

Aus den Ordnungen Volvocales und Chlorococcales sind vorwiegend planktisch lebende Arten bekannt, es finden sich aber auch benthische und metaphytisch bzw. epiphytisch lebende Algen (*Chlamydomonas*, *Haematococcus*, *Characium*). Zu den Chlorococcales gehört auch *Hydrodictyon reticulatum*, das Wassernetz. Diese Alge kann makroskopisch auffällige und ausgedehnte Bestände bilden. In Großbritannien tritt *Hydrodictyon* in einigen Gewässern in solchen Mengen auf, dass diese Massenvorkommen als störend empfunden werden (JOHN et al. 2002). Weniger auffällig ist die Gattung *Tetraspora*, deren gelatinöse Formen maximal einige cm groß werden. Viele Einzelzellen befinden sich in einer gemeinsamen Gallerte. Die tetrasporale Organisation kommt bereits im Namen der Ordnung (Tetrasporales) zum Ausdruck. In den anderen Ordnungen der Klasse kommen vorwiegend trichal organisierte Arten vor. Dabei treten einfache, unverzweigte Fäden (z.B. *Oedogonium*) ebenso wie verzweigte Fäden (z.B. *Bulbochaete*, *Stigeoclonium*, *Draparnaldia*) auf. In der Ordnung Chaetophorales befinden sich einige Arten mit heterotricher Organisation. Diese Arten bilden sowohl niederliegende (prostrate) als auch aufrechte (erekte) Fäden aus. Die prostraten Fäden liegen dem Substrat sehr eng an und sind dadurch vor störenden Einflüssen (Hochwasserereignisse oder Beweidung) besser geschützt. Mitunter kann eine Artbestimmung nur dann erreicht werden, wenn sowohl das prostrate als auch das erekte Fadensystem

betrachtet wird. Bei den epiphytisch wachsenden Arten lässt sich das prostrate System insbesondere auf den Blattunterseiten von submersen Makrophyten gut erkennen (Abb. 14).

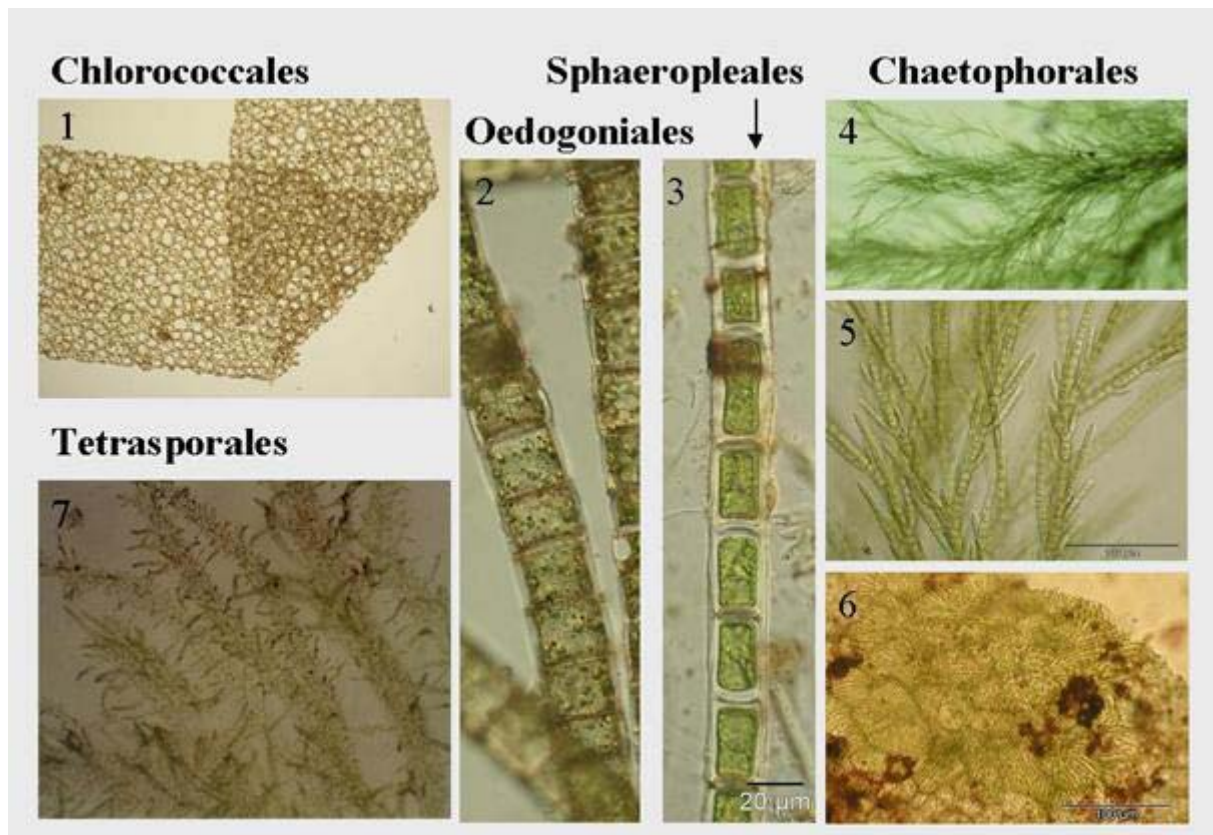


Abbildung 14: Beispiele verschiedener Chlorophyceae. Die Arten sind nach den Ordnungen gruppiert.

1. *Hydrodictyon reticulatum* (40 fach, Lugol),
2. *Oedogonium* sp. (200 fach, Formol),
3. *Microspora amoena* (Formol),
4. bis 6. *Stigeoclonium farctum* (4. Habitus, Foto: D. Mollenhauer, 100 fach,
5. aufrechte Fäden, 6. Basislager),
7. *Tetraspora gelatinosa* (40 fach)

Zu den **Ulvophyceae** (Abb. 15) werden etwa 1.100 Arten gerechnet. Die meisten von ihnen kommen in marinen oder brackigen Gewässern vor, nur wenige Gattungen treten im Süßwasser auf. In der Taxaliste (MAUCH et al. 2003) werden drei Ordnungen unterschieden. In der Ordnung Ulotrichales befinden sich trichal organisierte Algen, die unverzweigte Fäden ausbilden. Für die Arten der Gattung *Ulothrix* ist ein U-förmiger dunkelgrüner Chloroplast charakteristisch. Früher wurde die Gattung *Klebsormidium* (unter ihrem alten Namen *Hormidium*) auch zu den Ulotrichales gerechnet, inzwischen zählt sie zu den Charophyceae (vgl. dort). Die Ordnung Cladophorales umfasst die verschiedenen Arten der Gattung *Cladophora* sowie das ähnlich aussehende *Rhizoclonium*. Diese Algen sind siphonocladal organisiert, d.h. die (verzweigten oder unverzweigten) Fäden sind aus großen mehrkernigen Zellen aufgebaut. In den Zellen befinden sich viele kleinere wandständige Chloroplasten, die miteinander vernetzt sind. *Cladophora glomerata* ist eine in Fließgewässern weit verbreitete und morphologisch sehr variable Art, die bei höheren Nährstoffgehalten in sehr großen Massen vorkommen kann. In geringen Mengen ist ihr Auftreten jedoch für viele Fließgewässer charakteristisch. In der Ordnung Ulvales finden sich thallos organisierte Arten.

Blidingia, *Enteromorpha* und *Monostroma* bilden breite, aus mehreren Zellreihen bestehende Fäden bzw. parenchymatische (gewebeartige) flächige Thalli aus. Viele dieser Arten kommen an brackigen und an Chlorid-belasteten Fließgewässern Standorten vor.

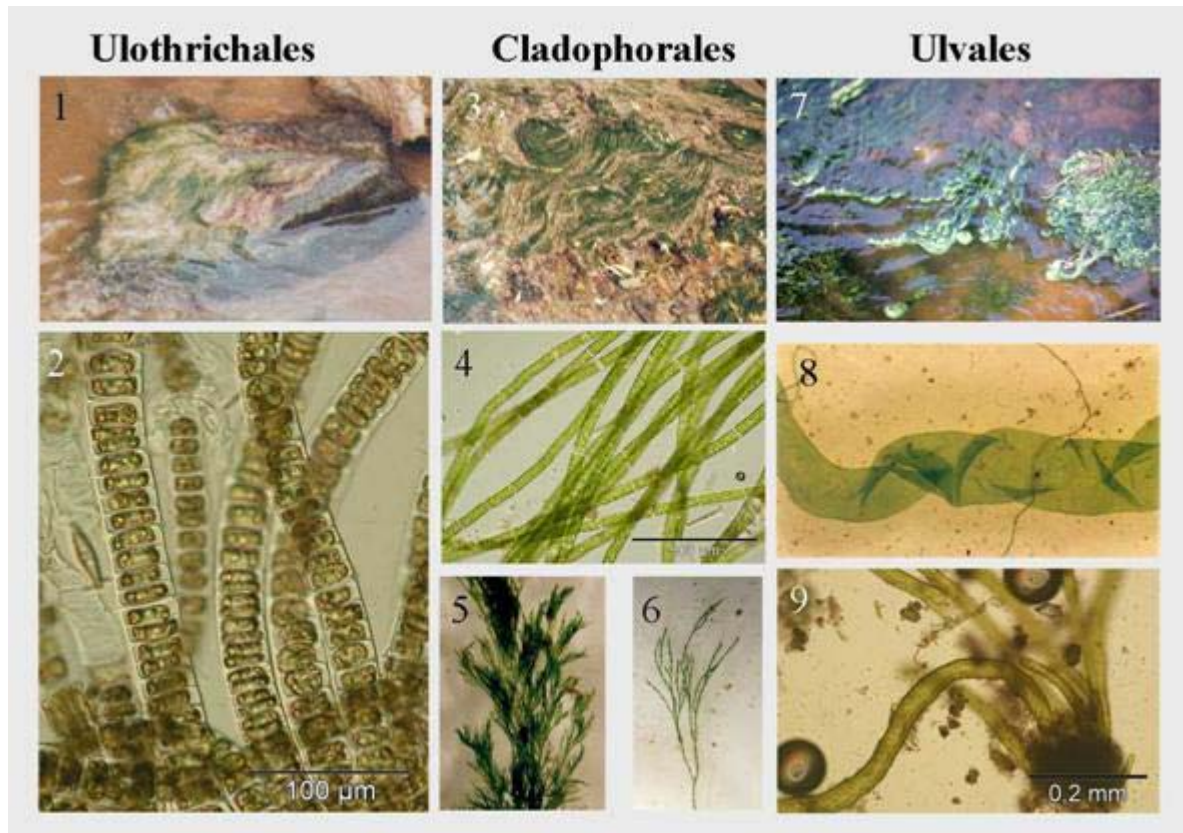


Abbildung 15: Beispiele verschiedener Ulvophyceae. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert.

1. und 2. *Ulothrix zonata* (1. Makro, 2. 200 fach, Formol),
3. *Cladophora* sp. (Makro),
4. *Cladophora rivularis*,
- 5 und 6. verschiedene Ausprägungen von *Cladophora glomerata* (stark verzweigte, büschelige und schwach verzweigte Form, beide 6,7 fach),
7. und 8. *Enteromorpha* sp. (7. Foto: U. Geissler, Makro,
8. Thallus, 6,7 fach),
9. *Blidingia* sp.

Wesentliche Bestimmungswerke für die Arten der Klassen Trebouxiophyceae, Chlorophyceae und Ulvophyceae sind JOHN et al. (2002), SIMONS et al. (1999) und PRINTZ (1964). Zur Orientierung kann auch LINNE VON BERG & MELKONIAN (2004) bzw. ENTWISLE et al. (1997) genutzt werden. Weitere Spezialliteratur ist im Anhang angegeben. Bei Proben aus brackigen oder marinen Gewässern bzw. aus Gewässern mit hoher Chloridbelastung müssen für die Bestimmung auch VAN DEN HOEK (1963) bzw. BURROWS (1999) berücksichtigt werden.

3.8 Zieralgen, Jochalgen, Klebsormidiales, Coleochaetales (Charophyceae)

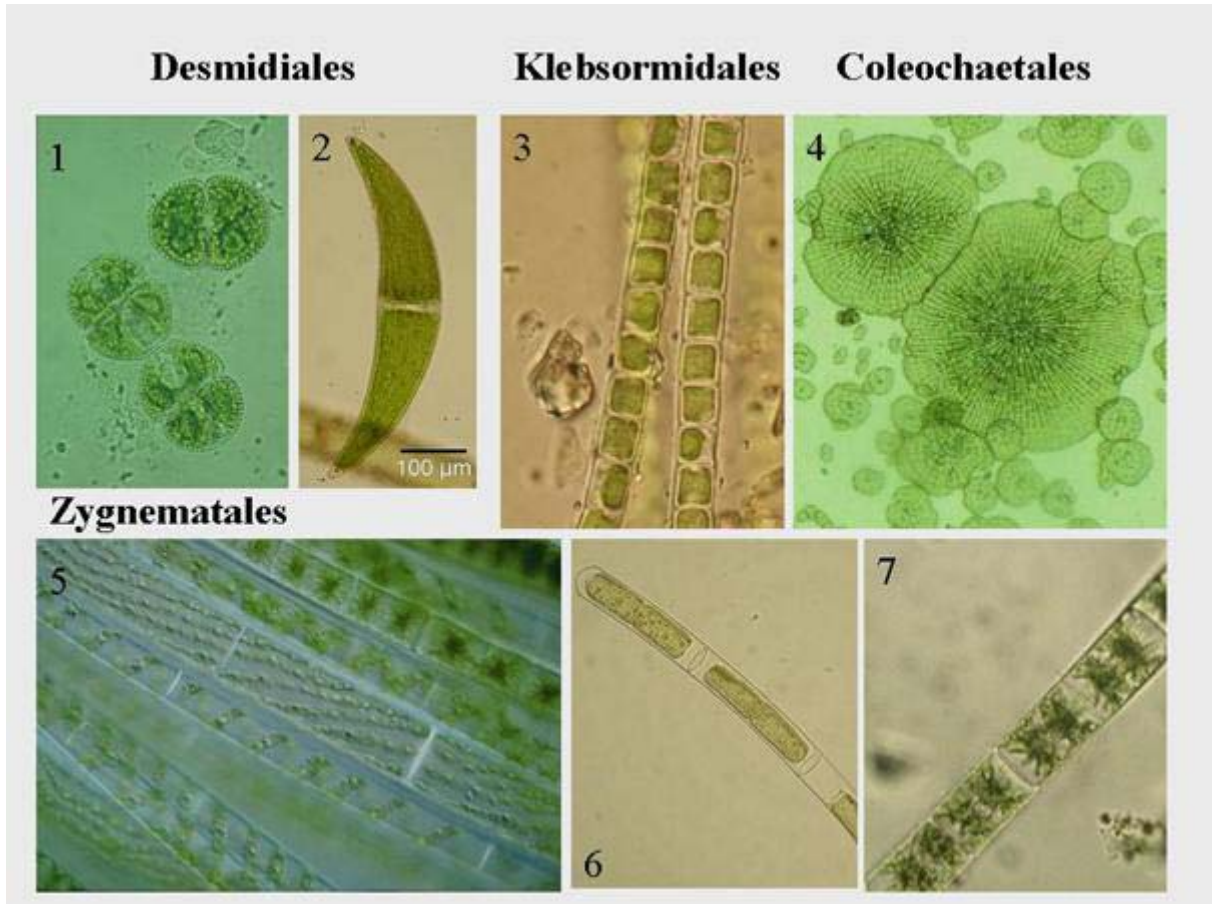


Abbildung 16: Beispiele verschiedener Charophyceae. Die Arten sind nach den Ordnungen gruppiert.

1. *Cosmarium* sp. (Foto: U. Geissler, 400 fach),
2. *Closterium ehrenbergii*,
3. *Klebsormidium flaccidum* (1000 fach, Formol),
4. *Coleochaete* (Foto: D. Mollenhauer, Kulturmateriale, Scheiben ca. 1 mm im Durchmesser),
5. *Spirogyra* sp. und *Zygnema* sp. (Foto: W.H. Kusber),
6. *Mougeotia* sp. (400 fach),
7. *Zygnema* sp. (400 fach)

In der Klasse der Charophyceae, die morphologisch sehr uneinheitlich erscheint, werden grüne Algen zusammengefasst, die als Vorläufer der echten Landpflanzen (Moose und Gefäßpflanzen) gelten können (Abb. 16). Zu dieser Klasse gehören auch etwa 40 Arten von Armleuchteralgen, die in die Ordnung Charales gestellt werden. Da sie nicht zur Teilkomponente des „übrigen“ Phytobenthos gehören, werden sie hier nicht vorgestellt.

Von den verbleibenden vier Ordnungen lassen sich Desmidiiales (Zieralgen) und Zygnematales (Jochalgen) als sehr einheitliche Gruppe beschreiben. Gemeinsames Merkmal ist die Konjugation, eine Form der Fortpflanzung, bei der unbegeißelte Gameten miteinander verschmelzen.

In der Ordnung der Desmidiaceales (Zieralgen) werden coccale (einzellige und koloniebildende) Arten zusammengefasst. Eine Artbestimmung erfolgt anhand der charakteristischen Zellgestalt. Weitere Bestimmungsmerkmale sind die Chloroplastenform und die Anordnung der Pyrenoide. Insgesamt kennt man 50 Gattungen mit 4.000 bis 6.000 Arten von Zieralgen. Zieralgen siedeln im Aufwuchs limnischer Gewässer. Bevorzugt werden Standorte mit weichem, nährstoffarmen Wasser, also Lebensräume mit niedrigem bis neutralem pH. Diese speziellen Ansprüche der Zieralgen schlägt sich einem sehr hohen Anteil gefährdeter Arten (ca. 2/3) in der Roten Liste wieder (GUTOWSKI & MOLLENHAUER 1996). Allerdings kommen einige Arten auch in meso- und eutrophen Gewässern vor und können sich dort massenhaft entwickeln. Da die Autökologie der Arten in vielen Fällen gut bekannt ist, können diese Organismen auch für eine Indikation genutzt werden.

Die Ordnung der Zygnematales (Jochalgen) beinhaltet unverzweigte fädige Formen. Die Jochalgen zeichnen sich durch eine große Vielfalt an Chloroplastenformen aus, es treten schraubenförmige, plattenförmige oder sternförmige Chloroplasten auf. Eine Artbestimmung kann allerdings nur anhand der sexuellen Fortpflanzungsstadien erfolgen. Da die charakteristische Fortpflanzung durch Konjugation (wobei unbegeißelte Gameten durch einen Kopulationskanal wandern, um miteinander zu verschmelzen) nur selten beobachtet werden kann, verbleibt die Bestimmung in der Regel auf dem Gattungsniveau.

Weniger artenreich sind die Ordnungen der Klebsormidiales und der Coleochaetales. Zu den Klebsormidiales gehören coccale und unverzweigte, fädige Formen. Die Fäden sind kurz und zerfallen leicht. In dieser Ordnung sind viele Bodenalgen vertreten, nur wenige Arten leben im Süßwasser und bilden dort mitunter hellgrüne Watten aus. Die Arten der Ordnung Coleochaetales sind ebenfalls trichal organisiert. Die im Süßwasser relevanten Arten leben epiphytisch auf den Blättern von submersen Höheren Pflanzen. Zu diesen Arten liegen weitaus weniger Angaben zur Autökologie vor als zu den Zieralgen.

Die morphologische Vielfalt der Zieralgen spiegelt sich in einer enormen Vielfalt der Bestimmungsliteratur wieder. Drei Reihen stehen zur Auswahl. Die Bearbeitung von RŮŽIČKA (1977, 1981) reicht für die meisten Bestimmungen der im „übrigen“ Phytobenthos vorkommenden Taxa aus. Umfassender sind die Reihen von COESEL (1982, 1983, 1985, 1991, 1994, 1997) über die Desmidiaceen der Niederlande und LENZENWEGER (1996, 1997, 1999, 2003) über die Desmidiaceen Österreichs. FÖRSTER (1982) in der Reihe „Die Binnengewässer“ von Huber-Pestalozzi konzentriert sich vorwiegend auf planktische Desmidiaceen. Für die fädigen Jochalgen kann, falls die sexuellen Fortpflanzungsstadien ausgebildet sind, zur Artbestimmung die Arbeit von KADŁUBOWSKA (1984) aus der Süßwasserflora Mitteleuropas herangezogen werden. Die Arten der Klebsormidiales und Coleochaetales können mit Hilfe von JOHN et al. (2002), LOKHORST (1996), SIMONS et al. (1999) und PRINTZ (1964) bestimmt werden.

4. Praxisrelevante Klassifizierungen für Probenahme und Bestimmung

Unabhängig von den bisher dargestellten systematisch-taxonomischen Einteilungen ist es für die praktische Arbeit bedeutsam, die Vielfalt der benthischen Algen zu strukturieren. Solche Beschreibungen ersetzen eine Artbestimmung nicht. Sie sind aber wesentlich, um Algen im Gewässer zu erkennen und fachgerecht zu beproben. Ziel ist eine genaue Differenzierung der verschiedenen Algenbeläge und -fäden bereits bei der Probenahme. Dies ist Grundvoraussetzung für eine realistische Schätzung der Häufigkeiten und Deckungsgrade der einzelnen Arten.

Die physiologischen Fähigkeiten der Arten ermöglichen die Besiedelung verschiedener Habitate im Gewässer. Dabei spielen Toleranzen und Präferenzen der Arten hinsichtlich des bewachsenen Substrates, der Strömung, der Lichtverhältnisse, Temperaturverhältnissen und Nährstoffbedarf eine Rolle. Durch das Zusammenspiel von physiologischen Eigenschaften der Zellen und Umweltfaktoren ergibt sich eine Habitatvielfalt in den Gewässern. Die Kenntnis der Habitate erleichtert das Auffinden der Arten.

Wesentlich für das Erkennen der unterschiedlichen Arten im Gewässer ist die Kenntnis der Wuchs- und Lagerformen. Wie bereits beschrieben, weisen Algen auf Grund ihrer Pigmentausstattung sehr unterschiedliche Färbungen auf. Auch diese Farbunterschiede helfen, Lager verschiedener Arten zu erkennen und zu trennen. Dies gilt ebenso für die Konsistenz der Lager bzw. Wuchsformen. Einige Taxa zeichnen sich durch einen charakteristischen Geruch aus, so dass auch dieses Merkmal zur Erkennung eingesetzt werden kann. Im Folgenden sollen diese Merkmale genauer beschrieben werden und bildlich dokumentiert werden.

Außerdem müssen bei der anschließenden mikroskopischen Analyse für eine erfolgreiche Artbestimmung mitunter Informationen zum Habitat (Art des bewachsenen Substrates, Lage ober- oder unterhalb der Wasserlinie) und zum genauen Aussehen des Algenlagers (Wuchsform, Farbe, Konsistenz) beachtet werden, die nur direkt im Gewässer festgestellt werden können. In einigen Fällen werden für eine Artbestimmung zusätzliche Informationen zum Standort (Geologie, Wasserhärte, Salinität, Temperatur) benötigt. Hilfreich sind in seltenen Fällen auch Informationen zu Trophie und Saprobie. Allerdings muss später bei der Bestimmung darauf geachtet werden, dass nicht vorschnell im Zirkelschluss auf die zum Standort „passende“ Artenzusammensetzung geschlossen wird. Der vorliegende Feldführer soll sicherstellen, dass alle relevanten Merkmale bei der Probenahme im Feldprotokoll aufgenommen werden.

4.1 Substrat

Benthische Algen siedeln auf und in sehr vielen unterschiedlichen Substraten (Abb. 17). Wie bereits anfänglich beschrieben, kann hier je nach Art des bewachsenen Substrates unterschieden werden (Pelon - Schlamm, Psammon- Sand, Lithon – Stein, Phyton – Pflanzen). Zusätzlich wird angegeben, ob die Organismen auf (epi-) oder in (endo-) dem jeweiligen Substrat wachsen. Einige Arten wachsen auch in dem strömungsberuhigten Bereich innerhalb von Moospolstern und Makrophytenbeständen. Man nennt diese Gesellschaften metaphytisch. Einige Arten sind nicht wählerisch hinsichtlich des Substrates, andere sind dagegen eng an spezielle Substrate gebunden.

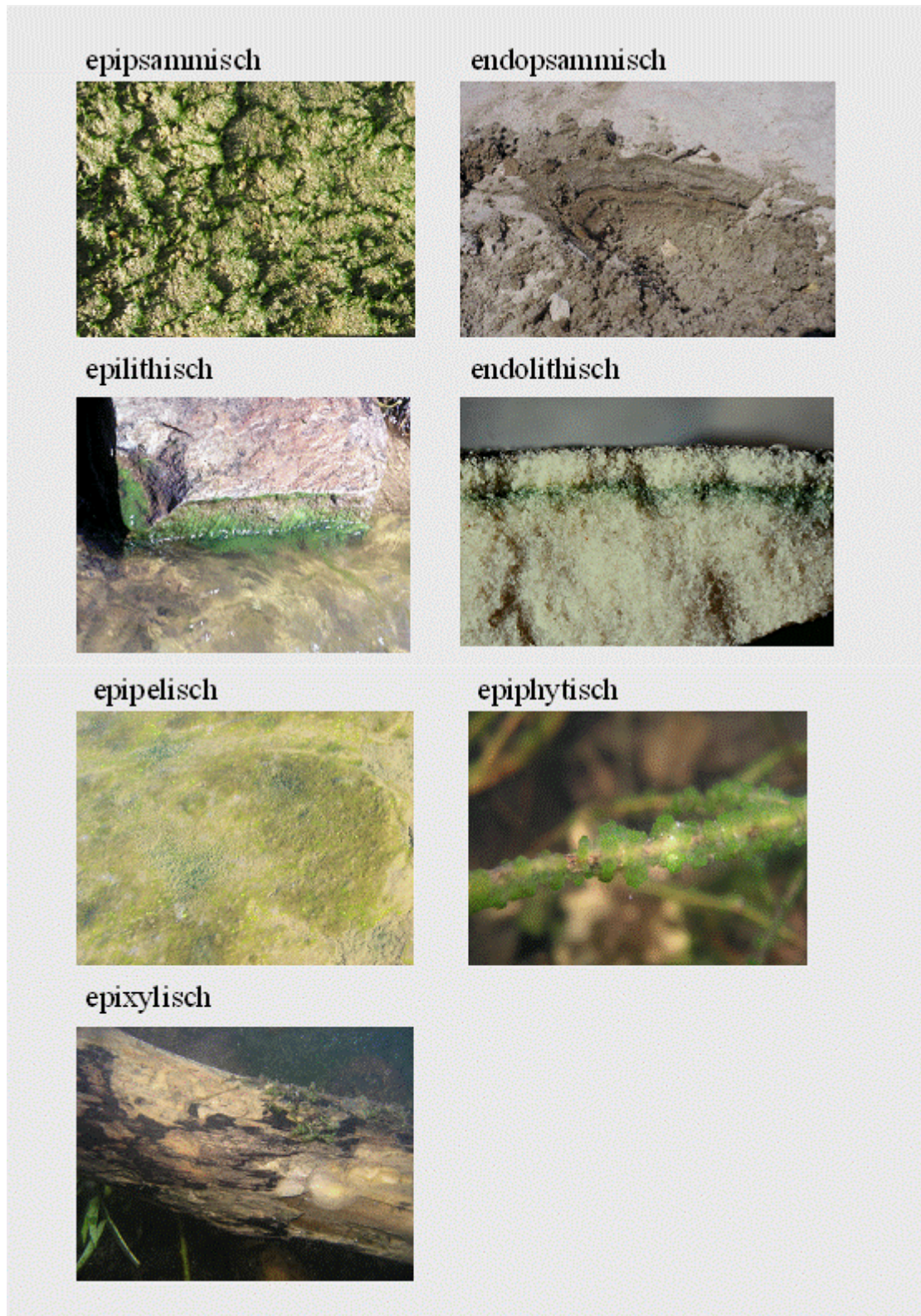


Abbildung 17: Besiedelung verschiedener Substrate (für Erklärungen siehe Text). Fotos für folgende Wuchsformen von: epilithisch - U.Geissler, endolithisch - B.Büdel, epiphytisch - R. Bengtsson.

4.2 Farbe

Die benthischen Algen der unterschiedlichen Klassen verfügen über verschiedene akzessorische Photosynthesepigmente, die für die oft charakteristische Färbung der Zellen verantwortlich sind. Dabei können die makroskopisch erkennbaren Lager mitunter eine etwas andere Färbung als die einzelnen Organismen aufweisen, so sind auch graue und nahezu schwarze Lager zu finden. Abb. 18 versucht, die Palette der möglichen Farbtöne beispielhaft wiederzugeben. Dabei wird deutlich, dass die unterschiedlichsten Gelb-, Rot-, Blau- und Grüntöne vorkommen. Insbesondere im Bereich der Grüntöne kann differenziert werden nach hellgrünen, gelbgrünen, dunkelgrünen oder blaugrünen Farbtönen. Allerdings kann nicht von der Farbe des Lagers auf die Zugehörigkeit der Organismen zu einer bestimmten Algenklasse geschlossen werden.

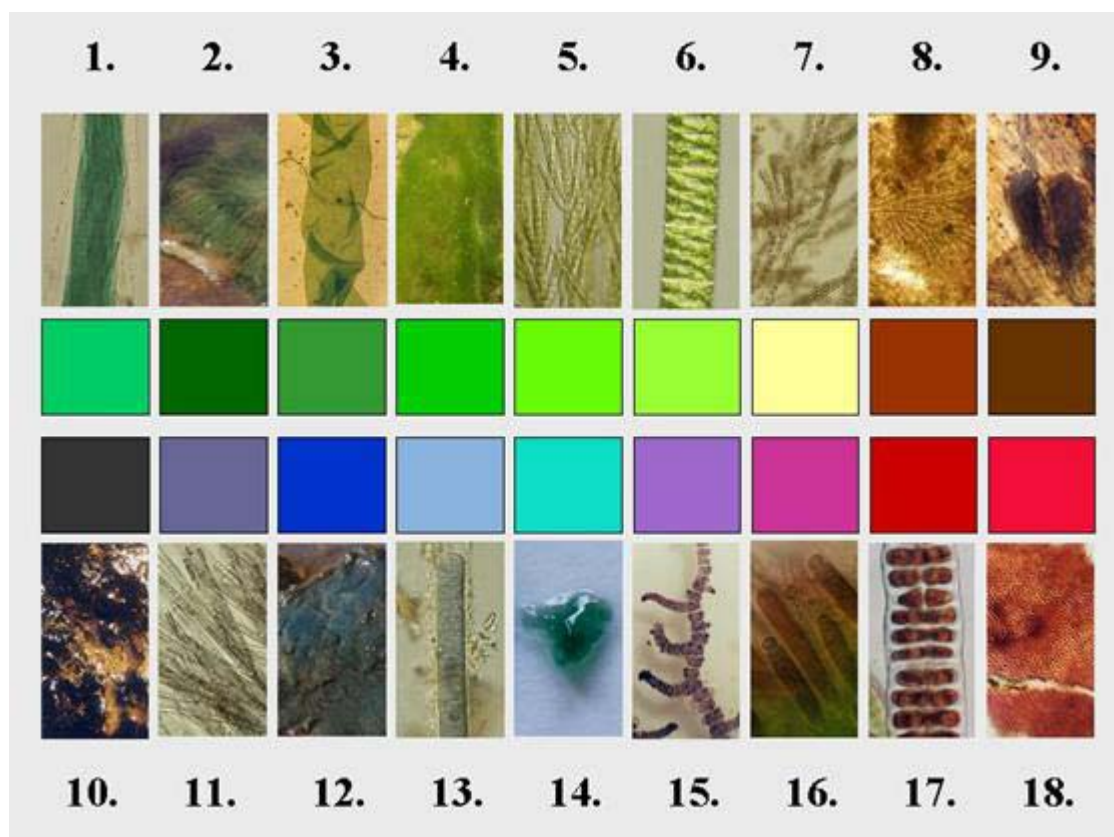


Abbildung 18: Beispielhafte Zusammenstellung der unterschiedlichen Färbungen der benthischen Algen (excl. Charales und Diatomeen), 1. *Microcoleus vaginatus* (400 fach), 2. *Cladophora glomerata* (Makro), 3. *Enteromorpha* sp. (6,7 fach), 4. *Vaucheria* sp. (Makro), 5. *Stigeoclonium* sp. (400 fach), 6. *Spirogyra* sp. (200 fach), 7. *Hydrurus foetidus* (200 fach), 8. *Heribaudiella fluviatilis* (200 fach), 9. *Lemanea fluviatilis* (Makro), 10. *Chantransia*-Stadien (Makro), 11. *Audouinella chalybaea* (200 fach), 12. *Phormidium* sp. (Makro), 13. *Lyngbya martensiana* (400 fach), 14. *Aphanothece stagnina* (Makro), 15. *Batrachospermum gelatinosum* (10 fach), 16. *Chamaesiphon incrustans* (1000 fach), 17. *Bangia atropurpurea* (400 fach), 18. *Hildenbrandia rivularis* (400 fach).

Die Unterscheidung verschiedener Farben erleichtert die differenzierte Beprobung des unterschiedlichen Algenbewuchses im Gelände. Dies gilt insbesondere für die vielfältigen Lager und Beläge der Cyanobakterien. Weiterhin ist die Farbe des Lagers bzw. des Thallus neben der Farbe der Zellen ein wichtiges Merkmal für die spätere Bestimmung bei der mikroskopischen Analyse. Daher sollte diese Information bei der Probenahme unbedingt im Feldprotokoll vermerkt werden. Eventuell können die Farben der verschiedenen Lager durch Fotos dokumentiert werden. Bei der Analyse im Labor kommt häufig erschwerend hinzu, dass meist mit fixiertem Material gearbeitet wird. Durch die Fixierung ändert sich die Farbe teilweise erheblich. Lugol'sche Lösung überfärbt durch das Jodjodkalium alles rotbraun und bei der Fixierung mit Formol verblassen die Zellen. Einfrieren verändert die Farbe nicht.

4.3 Konsistenz

Bei einigen Formen ist die Konsistenz des Lagers für die spätere Artbestimmung wichtig. Dies betrifft vor allem die Lager von fädigen Blaualgen (*Phormidium*). Vor allem hilft das Kriterium der Konsistenz, unterschiedliche Algen im Gelände voneinander zu unterscheiden. So fühlt sich *Cladophora glomerata* oft rau an, während sich die unverzweigten Fäden von *Rhizoclonium hieroglyphicum* weich anfühlen. Mögliche Beschreibungen, wie sie in der Literatur benutzt werden, sind in Tab. 1 zusammengefasst. Diese Sammlung von Beispielen erhebt keinen Anspruch auf Vollständigkeit.

Tabelle 1: Konsistenz

weich	glitschig	ledrig
fest	schleimig	samtig
zäh	gallertig	papierartig
hart	höckerig	hautartig
sehr hart	knorpelig	schwammig
	krustig	bröselig
	filzig	sandig

4.4 Geruch

Bei der Probenahme kann es zur Differenzierung unterschiedlicher Beläge hilfreich sein, auch auf den Geruch zu achten. Blaualgenbeläge weisen einen charakteristischen erdigen Geruch auf. Chrysophyceae erkennt man durch einen fischigen Geruch.

4.5 Wuchs- und Lagerformen

Im Unterschied zum Begriff der „Organisationsstufe“ ist die „Wuchsform“ nicht eindeutig definiert. In der Literatur werden unterschiedliche Einteilungen verwendet, die sich teilweise mit den Organisationsstufen nach PASCHER (1918) (siehe Kap. 3) überlappen. SCHMEDTJE et al. (1998) unterscheiden elf Wuchsformen. Die CEN-Norm (ANONYMOUS 2001) sieht 12 Kategorien vor, die teilweise weiter differenziert werden.

Im Folgenden werden für die praktische Arbeit neun Kategorien vorgestellt (Tab. 2). Sie wurden nach Sichtung vorliegender Klassifikations- und Beschreibungsversuche und aufgrund eigener Erfahrungen der Autorinnen bei der Probenahme und mikroskopischen Analyse entwickelt und nach Hinweisen und Ratschlägen von Kollegen und Experten überarbeitet. Diese Kategorien sollen helfen, bei der Probenahme alle für eine Bewertung relevanten Taxa des „übrigen“ Phytobenthos gut zu differenzieren und die verschiedenen Formen getrennt zu erfassen. In einer zusätzlichen Kategorie („Wuchsform 9“) werden die makroskopisch nicht erkennbaren Formen beispielhaft dargestellt.

Die genannten Kategorien stellen **keine** taxonomischen Zuordnungen dar und eine Bewertung des ökologischen Zustandes eines Gewässers kann nicht anhand dieser neun Kategorien erfolgen. Eine mikroskopischen Analyse der entnommenen Proben ist dafür unabdingbar.

Tabelle 2: Lager- und Wuchsformen


Wuchsform 1	Dünne, glatte, farbige Überzüge (max. 1 mm hoch)
Wuchsform 2	Dickere, harte Krusten
Wuchsform 3	Endolithisch lebende Arten
Wuchsform 4	Mehrere mm dicke, weiche Überzüge oder kleine Büschelchen von kurzen Fäden (< 1 cm)
Wuchsform 5	Lange Fäden (> 1 cm)
Wuchsform 6	Netzförmiges Geflecht
Wuchsform 7	Breite Fäden oder flächiger Thallus
Wuchsform 8	Gelatinöse Formen, flach bis mehrere cm hoch
„Wuchsform 9“	Makroskopisch nicht erkennbare Formen


Jede dieser Kategorie wird im folgenden mit zahlreichen Beispielen mithilfe von Fotos dargestellt. Zur Information werden in den Beschreibungen auch einige Taxa vorgestellt, die für eine Bewertung des ökologischen Zustands des Fließgewässers gemäß des aktuell vorliegenden PHYLIB-Verfahrens (SCHAUMBURG et al. 2006) nicht relevant sind. Da das Indikationssystem ständig weiter entwickelt werden muss, sollten bei der Freilandarbeit auch solche Formen mit erfasst werden. Zusätzlich werden in einigen Fällen interessante Wuchsformen benthischer Algen aufgeführt. Auf Verwechslungsmöglichkeiten wird hingewiesen.


5. Dokumentation der Wuchs- und Lagerformen


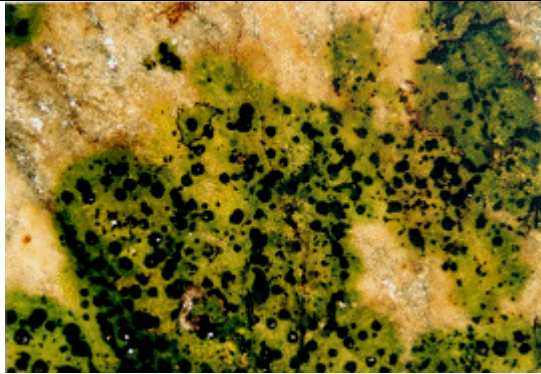
5.1 Wuchsform 1: Dünne, farbige Überzüge (max. 1 mm hoch)


5.1.1 Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten


Beschreibung	Braune, geschlossene Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: samtweich	
Mögliche Taxa	<i>Homoeothrix</i> spp. und andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Abbildung aus GEITLER (1927)
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung	Braune bis schwarze Tupfen	
Zusätzliche Beschreibung	„Pinselstriche“, „Farbkleckse“, „Tintekleckse“	
Mögliche Taxa	<i>Chamaesiphon</i> spp. oder andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung	Leuchtend türkisfarbene Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt	
Mögliche Taxa	<i>Phormidium corium</i> oder andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung	Grüne Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Gongrosira</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	
Verwechslungsmöglichkeit:	Grüne Fläche mit schwarzen Tupfen → Flechte! Für PHYLIB-Verfahren nicht relevant, aber zur Sicherheit mitbeprobieren	 Foto: 6,7 fach

Beschreibung	Dunkelgrüne bis blaugrüne Flecken oder Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Apatococcus</i> spp., <i>Pleurocapsa</i> spp. oder andere chroococcale, Lager-bildende Arten.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	

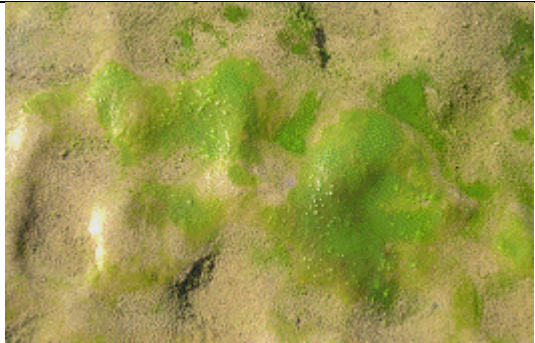
Beschreibung	Goldgelbe Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt	
Mögliche Taxa	<i>Phaeodermatium rivulare</i> , <i>Hydrurus foetidus</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	

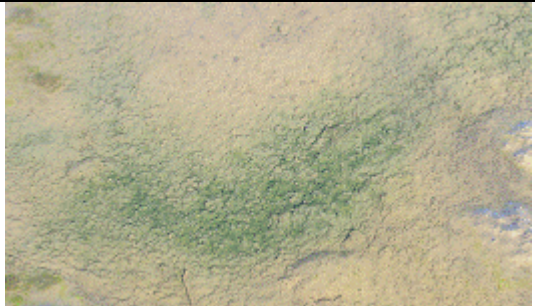
Beschreibung	Blaugrüne, braune, schwarze Überzüge	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: weich, manchmal hautartig	
Mögliche Taxa	fädige Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe und Konsistenz möglichst genau beschreiben ... genaue Lage (ober- oder unterhalb der Wasserlinie) notieren ...überprüfen, ob Fläche eben ist. Falls aufstrebende Bündel vorhanden → Wuchsform 4	
Für PHYLIB relevant?	Ja	



Beschreibung	Weinrote, klar umgrenzte Flächen	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt	
Mögliche Taxa	<i>Hildenbrandia rivularis</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Braune Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Oft auf denselben Steinen mit <i>Hildenbrandia</i> , eher an der Seite der Steine	
Mögliche Taxa	<i>Heribaudiella fluviatilis</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	... nur wenig Material entnehmen, da selten !	Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	


5.1.2 Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Feinsedimenten
wie Sand, Schlamm u. dgl.


Beschreibung	Hellgrüne Flecken oder größere Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Euglena</i> spp., <i>Closterium</i> spp., <i>Chlamydomonas</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	... wenn möglich, zusätzlich Frischprobe mitnehmen und Algen lebend mikroskopieren	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Blaugrüne Flecken oder größere Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Phormidium</i> spp., <i>Oscillatoria</i> spp. und andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe und Konsistenz möglichst genau beschreiben ... genaue Lage (ober- oder unterhalb der Wasserlinie) notieren ... überprüfen, ob Fläche eben ist. Falls aufstrebende Bündel vorhanden → Wuchsform 4 ... falls möglich auch lebend mikroskopieren	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Blaugrüne bis schwarze, evtl. auch rotbraune Überzüge	
Zusätzliche Beschreibung	"Pelle" Konsistenz: hautartig, ledrig	
Mögliche Taxa	<i>Phormidium</i> spp., <i>Oscillatoria</i> spp. und andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	<p>... Farbe und Konsistenz möglichst genau beschreiben</p> <p>... genaue Lage (ober- oder unterhalb der Wasserlinie) notieren</p> <p>...überprüfen, ob Fläche eben ist. Falls aufstrebende Bündel vorhanden → Wuchsform 4</p>	 <p>Anmerkung: solche Lager kommen auch an trockengefallenen Standorten bzw. knapp oberhalb der Wasserlinie vor.</p>
Für PHYLIB relevant?	Ja	


5.1.3 Sonderformen

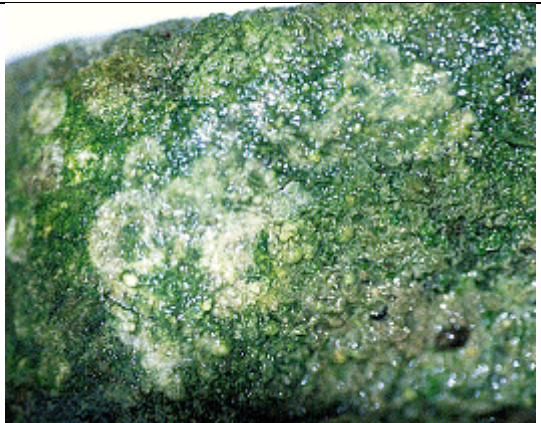
Beschreibung	Blutrote Flecken oder größere Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Tritt an Stellen auf, die in kurzer Zeit austrocknen, z.B. Steinbecken, Tröge, etc.	
Mögliche Taxa	<i>Haematococcus</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	... wenn möglich, zusätzlich Frischprobe mitnehmen und Algen lebend mikroskopieren	Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Nein	

Beschreibung	Flache rotbraune Lager auf Erde und Steinen (auch an Mauern)	
Zusätzliche Beschreibung	Ganzjährig an feuchten, schattigen Orten mit hohem Natrium- und Stickstoffgehalt (Harnstoff und entsprechende Oxidationsprodukte)	
Mögliche Taxa	<i>Porphyridium</i>	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

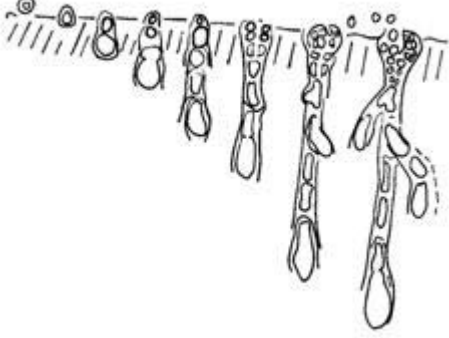
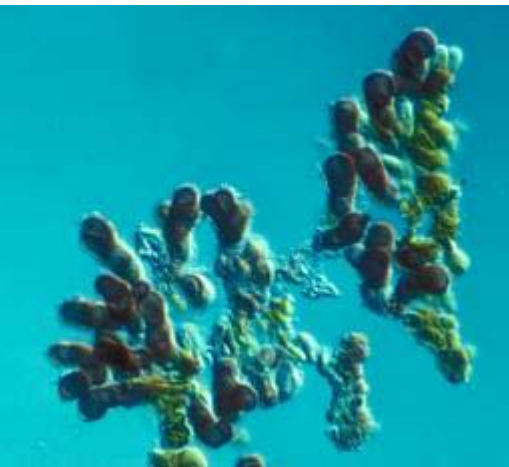
5.2 Wuchsform 2: Dickere, harte Krusten (höher als 1 mm)

5.2.1 Dickere, harte Krusten auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten (kalkinkrustiert)

Beschreibung	Pocken / Warzen auf Stein	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: sandig-griselig, höckerig, krustig	
Mögliche Taxa	<i>Phormidium incrustatum</i> und andere Cyanobakterien, der Belag enthält oft auch Chantransia-Stadien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Grünliche Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: höckerig, krustig	
Mögliche Taxa	<i>Gongrosira incrustans</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.3 Wuchsform 3: Endolithisch lebende Arten

Beschreibung	In Kalkstein hineinbohrend	
Zusätzliche Beschreibung	Auf der Oberfläche der Steine tlw. als graugrüne oder graubraune Färbungen erkennbar, kann aber eigentlich erst bei der mikroskopischen Analyse erkannt werden	
Mögliche Taxa	<i>Hyella</i> spp. und andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	<p>Oben: schematische Zeichnung des endolithischen Wachstums von <i>Hyella</i>, verändert nach Golubić et al. (1985) in Komárek und Anagnostidis (1999)</p> <p>Unten: mikroskopische Aufnahme, Foto: B. Büdel</p>
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.4 Wuchsform 4: Mehrere mm dicke, weiche Überzüge oder kleine Büschelchen von sehr kurzen Fäden (< 1cm)

In dieser Kategorie werden morphologisch recht unterschiedlich Wuchsformen zusammengefasst (Überzüge und kleine Büschelchen). Die Zusammenfassung mag zunächst erstaunen. Wie das Beispiel von *Audouinella* in Abb. 19/20 zeigt, sind diese Wuchsformen bei der Probenahme nicht ohne weiteres zu unterscheiden. Unter Wasser können sich die zarten Büschelchen dieser Alge entfalten. Wird der Stein aus dem Wasser entnommen, so fallen die Büschelchen zu einem weichen Belag zusammen.




Abbildung 19: *Audouinella*-Bestand unter Wasser




Abbildung 20: *Audouinella*-Bestand nach Entnahme aus dem Gewässer

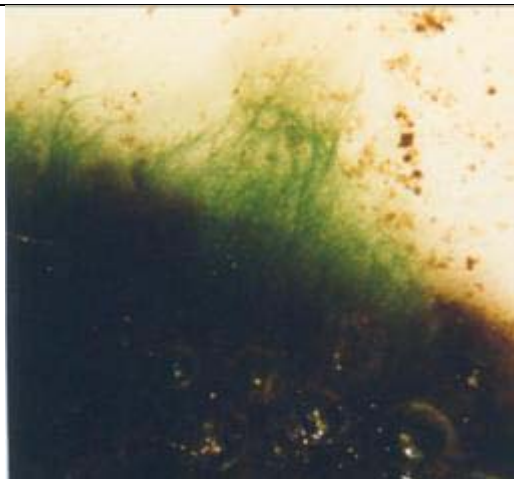
5.4.1 Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten oder epiphytisch



Beschreibung	Verschieden farbige Büschelchen	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: rot, violett, blau, grau, schwarz oder braun	
Mögliche Taxa	<i>Audouinella</i> spp., <i>Chantransia</i> , <i>Pleurocladia</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe notieren: rötlich oder bläulich? Kommen beide Farben vor, müssen die jeweiligen Deckungsgrade getrennt geschätzt werden	Aufnahme unter Binokular (Vergr. 8fach)
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Leuchtend grüne Büschelchen	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: sehr weich	
Mögliche Taxa	<i>Stigeoclonium</i> sp. oder andere fädige Grünalgen	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: E. Rott Unteres Foto: D. Mollenhauer, 100 fach
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung	Brauner, weicher Belag	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Schizothrix</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.4.2 Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten ebenso wie auf Feinsedimenten

Beschreibung	Farbige Überzüge oder Matten, manchmal durch Strömung pinselförmig flutend	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: gelbgrün, grün, blaugrün bis schwarz, mitunter rotbraun Konsistenz: weich	
Mögliche Taxa	<i>Phormidium</i> spp., <i>Tolypothrix</i> spp., <i>Microchaete</i> spp., <i>Klebsormidium</i> spp., fädige Grünalgen	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe und Konsistenz möglichst genau beschreiben ... genaue Lage (ober- oder unterhalb der Wasserlinie) notieren	Foto unter Binokular (Vergr. 6,7fach)
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung	Farbige Überzüge oder Matten mit aufstrebenden Bündelchen	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: gelbgrün, grün, blaugrün, braun bis schwarz Konsistenz: weich, samtig, oder filzig. Kann mitunter zusammenhängende Haut oder „Pelle“ bilden	
Mögliche Taxa	<i>Vaucheria</i> sp. oder fädige Cyanobakterien (<i>Symploca</i> spp. und andere)	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe und Konsistenz möglichst genau beschreiben ... genaue Lage (ober- oder unterhalb der Wasserlinie) notieren	Unteres Foto: Lugol
Für PHYLIB relevant?	Ja	



5.4.3 Sonderform

Beschreibung	Grüner bis weinroter dünner, filziger Überzug	
Zusätzliche Beschreibung	Auf feuchter, saurer Erde	
Mögliche Taxa	<i>Zygonium</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

5.5 Wuchsform 5: Lange Fäden (länger als 1 cm)




5.5.1 Grüne Fäden, unverzweigt (Verzweigungen im Gelände nicht immer erkennbar)

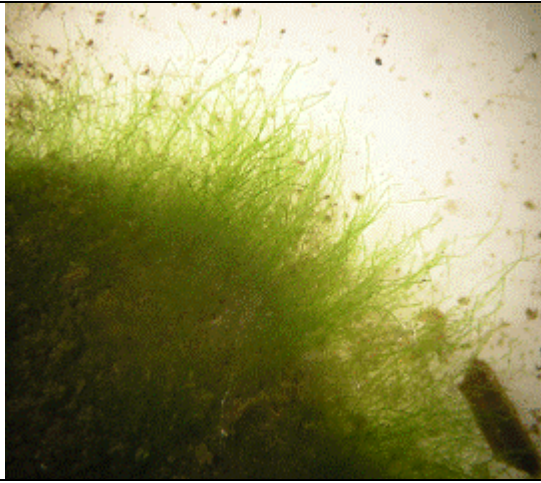
Beschreibung	Grüne Fäden, unverzweigt, aufschwimmend	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt bis schleimig, fragil	
Mögliche Taxa	Zygnematales, <i>Klebsormidium</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

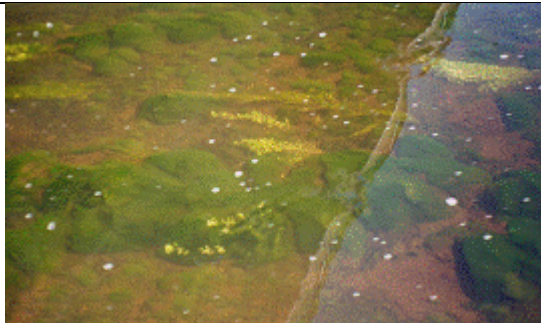
Beschreibung	Grüne Fäden, unverzweigt, im flachen Wasser und auch oberhalb der Wasserlinie	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt bis schleimig, weich Oberhalb der Wasserlinie manchmal auffällige Kräuselstruktur	
Mögliche Taxa	<i>Klebsormidium</i> spp., <i>Microspora</i> spp., <i>Ulothrix</i> spp., <i>Rhizoclonium hieroglyphicum</i> u.a.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

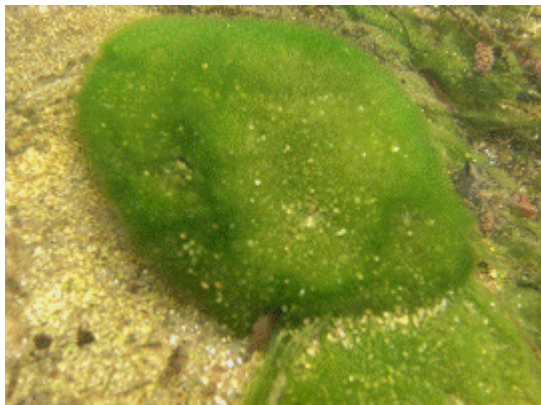
Beschreibung	Grüne Fäden, unverzweigt, untergetaucht	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Microspora</i> spp., <i>Oedogonium</i> spp., <i>Rhizoclonium hieroglyphicum</i> , <i>Ulothrix</i> spp., <i>Klebsormidium</i> spp., <i>Tribonema</i> spp., <i>Cladophora rivularis</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	Zur Abgrenzung prüfen, ob die Fäden sich unterschiedlich anfühlen (weich oder rau). Wenn ja, möglichst getrennt beproben und jeweilige Deckungsgrade schätzen.	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.5.2 Grüne Fäden, verzweigt (Verzweigung im Gelände nicht immer erkennbar)


Beschreibung	Grüne Fäden, verzweigt	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: oft eher dunkelgrün, manchmal durch starken Diatomeenbewuchs auch bräunlich gefärbt Konsistenz: rau	
Mögliche Taxa	<i>Cladophora glomerata</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Unteres Foto: 6,7fach
Für PHYLIB relevant?	Ja	
Sonderform in Seen:	<p><i>Cladophora aegagropila</i></p> <p>Zur Kugel geformte, dunkelgrüne, verzweigte Fäden Konsistenz: rau</p> <p>Diese Form ist für eine Bewertung gemäß PHYLIB nicht relevant.</p> <p>Sehr seltene Art, vom Aussterben bedroht</p>	  <p>Foto: U. Geissler</p>


Beschreibung	Hellgrüne Fäden, verzweigt	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: leuchtend hellgrün oder gelbgrün Konsistenz: weich	
Mögliche Taxa	<i>Stigeoclonium</i> spp., <i>Vaucheria</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: 6,7fach
Für PHYLIB relevant?	Ja	

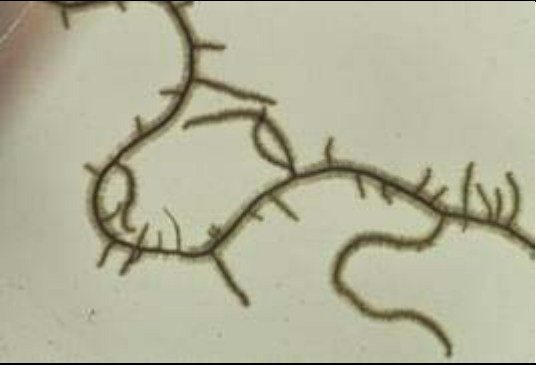
Beschreibung	Grüne, kissenartige Polster	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: verschiedene Grüntöne Konsistenz: weich	
Mögliche Taxa	<i>Vaucheria</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Fotos von Beständen unter Wasser
Für PHYLIB relevant?	Ja	


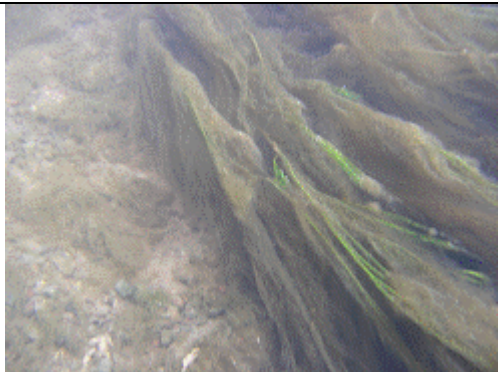




5.5.3 Andersfarbige Fäden



Beschreibung	Weinrote unverzweigte Fäden, oft im Wellenschlagsbereich	
Zusätzliche Beschreibung	meistens in größeren Fließgewässern, oft auf Blöcken knapp oberhalb der Wasserlinie bzw. im Wellenschlagbereich	
Mögliche Taxa	<i>Bangia atropurpurea</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Hier als rötliche Fäden im Wellenschlagbereich des Steinen zusammen mit <i>Ulothrix</i>
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Braune Fäden	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Ectocarpus</i> spp. Marines Taxon, in durch Kali-Bergbau oder Salinen belasteten Gewässern (Werra)	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Nein	


Beschreibung	Blau-graue flutende Fäden	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: blau-grau	
Mögliche Taxa	<i>Thorea</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: D. Mollenhauer, Foto unter Binokular
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Braun–graue Fäden	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: zerfallen leicht Starker Geruch	
Mögliche Taxa	<i>Hydrurus foetidus</i>	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Ja	
Verwechslungsmöglichkeit:	Diatomeen-Massenentwicklung, Im PHYLIB-Verfahren für die Teilkomponente „übriges“ Phytobenthos nicht relevant	

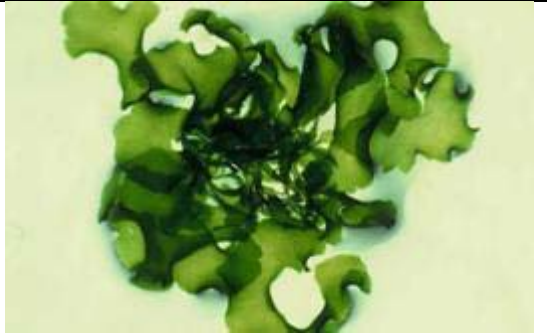
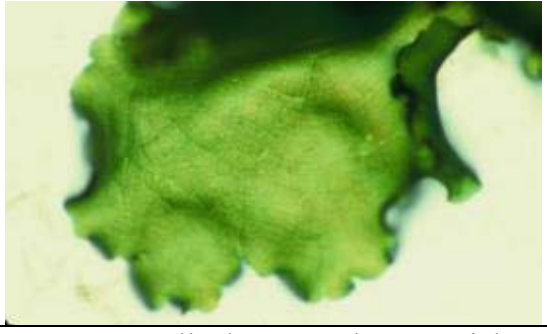
Beschreibung	Pferdeschweif-ähnliche Strähnen	 
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Compsopogon</i> spp. Tropisches Taxon, aus Aquarien freigesetzt. Kann sich in Gewässern halten, die durch industrielle Nutzung aufgeheizt sind (Erft)	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: U. Geissler Unteres Foto: B. Daniel
Für PHYLIB relevant?	Nein	


Beschreibung	Grüne oder braune, dicke, feste, starre Fäden	 
Zusätzliche Beschreibung	Manchmal mit Verdickungen in regelmäßigen Abständen („Knötchen“)	
Mögliche Taxa	<i>Lemanea</i> spp., <i>Paralemanea</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	„mit Fuß“ beproben ! Übergang zum Basalbereich für Artbestimmung wichtig	Unteres Foto: 6,7fach
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.6 Wuchsform 6: Netzförmiges Geflecht


Beschreibung	Geflecht von dunkelgrünen, verworrenen „Fäden“	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: rau, wie Topfkratzer	
Mögliche Taxa	<i>Hydrodictyon reticulatum</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: 100 fach, Lugol
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.7 Wuchsform 7: Röhrenförmige bis flächige Thalli

Beschreibung	Glattgekämmter Überzug bzw. kurzer Rasen von etwas breiteren grünen „Fäden“, Thalli	 
Zusätzliche Beschreibung	Nicht unmittelbar im Wasser, sondern im Uferbereich an Stellen, wo sie häufig benetzt oder überspült werden.	
Mögliche Taxa	<i>Prasiola</i> spp., <i>Blidingia</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Fotos: D. Mollenhauer, Kulturmateriale, unter Binokular
Für PHYLIB relevant?	Nein	

Beschreibung	Breite grüne „Fäden“, Thalli	
Zusätzliche Beschreibung	Teilweise blasig aufschwimmend	
Mögliche Taxa	<i>Enteromorpha</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Ja	




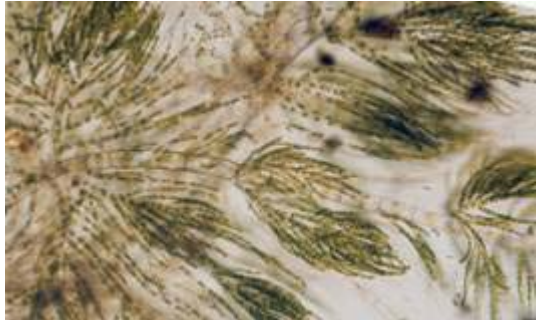
Beschreibung	Zusammenhängende, dünne, grüne Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Monostroma</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer, Kulturmaterail
Für PHYLIB relevant?	Nein	




5.8 Wuchsform 8: Gelatinöse Formen




Bei den hier vorgestellten Taxa ist die Wuchsform und die Farbe oft sehr charakteristisch für die Gattung und wird teilweise sogar für die Artbestimmung herangezogen. Daher wird hier oft nur eine mögliche Gattung pro Bild angegeben. Für eine genaue Bestimmung muss dennoch eine mikroskopische Analyse durchgeführt werden.

5.8.1 Gelatinöse Formen auf Hartsubstraten

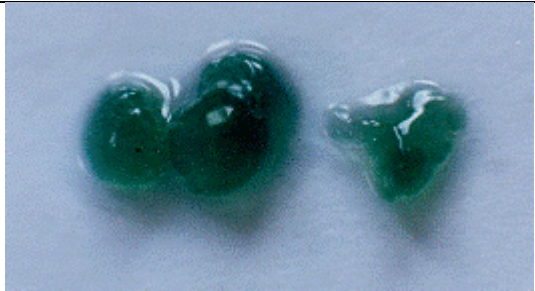
Beschreibung	Flache gallertige Kolonien, amorph	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Aphanocapsa</i> spp., <i>Gloeocapsa</i> spp., <i>Chroococcus</i> spp., <i>Cylindrospermum</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	zur Zeit kein Foto verfügbar
Für PHYLIB relevant?	Ja	

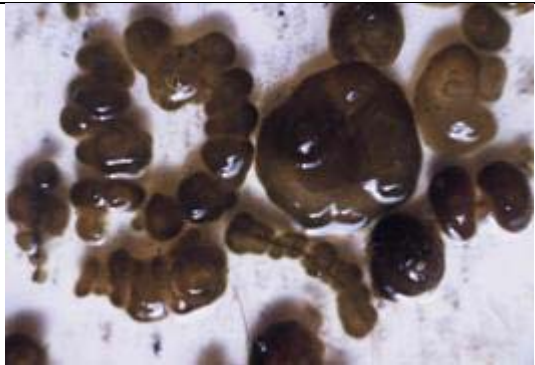
Beschreibung	Fädige, verzweigte Alge in reichlich Gallerte	 
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Draparnaldia</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: R. Bengtsson, Unterwasseraufnahme. Unteres Foto: 100 fach
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung	Verzweigte Fäden in reichlich Gallerte, perlenschnurartig	  
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: violett, blau, grau oder braun Konsistenz: sehr glibberig	
Mögliche Taxa	<i>Batrachospermum</i> spp., (Froschlaichalge)	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe notieren! ... nur wenig Material entnehmen, da seltene Arten !	alle Fotos: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Ja	

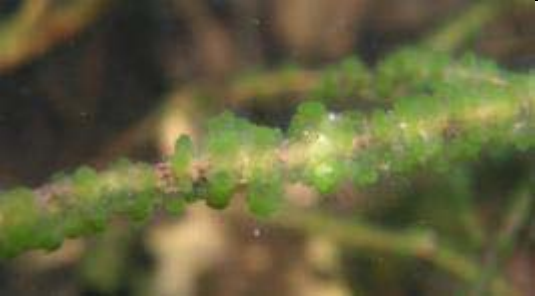
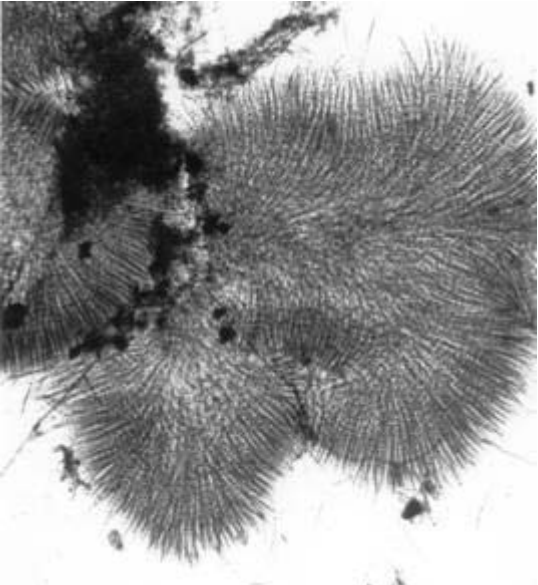
Beschreibung	Gallertige (Halb-)Kugeln	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: blaugrün oder grünbraun bis braun	
Mögliche Taxa	<i>Nostoc</i> spp., <i>Rivularia</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	<p>... Form des Lagers notieren, evtl. fotografieren, dies ist entscheidend für spätere Bestimmung !</p> <p>... nur wenig Material entnehmen, da sehr selten !</p>	Foto: 6,7 fach
Für PHYLIB relevant?	Ja	
Ähnliche Form aus Seen:	<p>Blaugrüne bis bräunliche gallertige Kugeln auf Feinsediment:</p> <p><i>Nostoc pruniforme</i></p> <p>Dauerhaft untergetaucht am Grunde von meso- bis leicht eutrophen Seen Mitteleuropas, nur noch an wenigen Standorten zu finden, vom Aussterben bedroht.</p> <p>Für PHYLIB nicht relevant.</p>	
Ähnliche Form aus Seen:	<p>Warzige, knorpelige Krusten in der Form runder Bälle:</p> <p><i>Nostoc zetterstedtii</i></p> <p>Ausschließlich am Grunde von Seen Nordeuropas zu finden, nur noch an wenigen Standorten, in Deutschland sehr selten, vom Aussterben bedroht.</p> <p>Für PHYLIB nicht relevant.</p>	

5.8.2 Gelatinöse Formen auf verschiedenen Substraten, auch epi- und metaphytisch

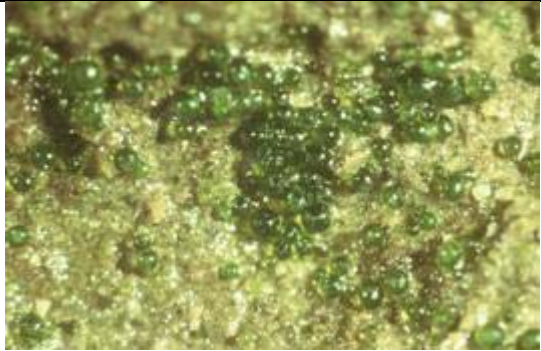

Beschreibung	Leuchtend blaugrüne (Halb-)Kugeln	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Aphanothece</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Bräunliche oder schwarze (Halb-)Kugeln	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Gloeotrichia</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Nein (noch nicht)	


Beschreibung	Grüne (Halb-)Kugeln oder Säckchen	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Tetraspora</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: 8 fach, Formol
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Grüne (Halb-)Kugeln	 
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Chaetophora</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Oberes Foto: R. Bengtsson, Unterwasseraufnahme Unteres Foto: 100 fach
Für PHYLIB relevant?	Noch nicht	

5.8.3 Gelatinöse Formen auf feuchter Erde (z.B. neben dem Gewässer)

Beschreibung	gelbgrüne bis bräunliche Bläschen	 
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<p><i>Botrydium</i> spp.</p> <p>Früher häufiger auf Schlammhängen und an eutrophierten Uferzonen von Flüssen zu finden, heute auf nährstoffreichen Böden.</p>	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

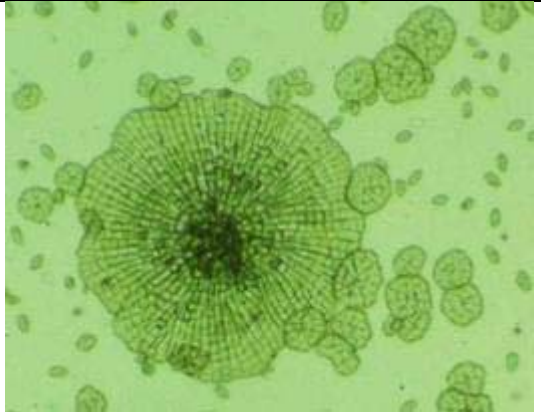
5.8.4 Verwechslungsmöglichkeit



Beschreibung	Gallertschläuche am Gewässergrund	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: hellgrün	
Mögliche Taxa	<i>Ophrydium</i>	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Nein	

5.9 „Wuchsform 9“: Makroskopisch nicht erkennbare Formen


Vorbemerkung: Diese Formen sind meist makroskopisch nicht auffällig. Sie werden bei der Probenahme fädiger Algen, von Pflanzenmaterial oder durch die Quetschprobe erfasst.

5.9.1 Epiphytische Organismen


Beschreibung	Dunkelgrüne, runde Flächen	
Zusätzliche Beschreibung	Auf der Blattunterseite von submersen Makrophyten	
Mögliche Taxa	<i>Coleochaete</i>	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer, Kulturmateriale, Foto unter Binokular
Für PHYLIB relevant?	Ja	


Beschreibung		 
Zusätzliche Beschreibung	Angeheftet an fädige Algen, Moose oder höhere Pflanzen	
Mögliche Taxa	<i>Characium</i> , <i>Characiopsis</i> , <i>Endocladia</i> , <i>Chamaesiphon</i>	
Achtung! Bei Probenahme...		Mikroskopische Fotos, oben: <i>Characiopsis</i> (Lugol), unten: <i>Chamaesiphon</i> auf <i>Audouinella</i> (400 fach)
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.9.2 Metaphytische Organismen

Beschreibung		
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Closterium</i> sp. und viele andere Taxa	
Achtung! Bei Probenahme...		
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.10 Sonderformen benthischer Algen

Beschreibung	Runde, kalkige Knollen am Boden von Fließgewässern (Oncoide)	
Zusätzliche Beschreibung	Raue Oberfläche	
Mögliche Taxa	<i>Homoeothrix</i> spp., <i>Rivularia</i> spp., <i>Oscillatoria</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: R. Bengtsson
Für PHYLIB relevant?	Nein	

Beschreibung	Kalktuff bildende Art	
Zusätzliche Beschreibung	<p>In Quellbereichen und Bachoberläufen in Kalkregionen.</p> <p>„Miniatur-Blumenkohl“</p>	
Mögliche Taxa	<p><i>Oocardium</i></p> <p>Die Zellen sitzen an den Enden röhrenförmiger Gallerstiele, die mit Kalk inkrustiert werden. Anhäufungen dieser Stiele bilden warzige Krusten. Diese Krusten können jedes Jahr bis zu 5 cm dicker werden. Solche Rinnen heißen daher „wachsende Bäche oder Felsen“. In der Rinne, der hier dargestellten schmalen Kalkwand, sind die Organismen abgestorben.</p>	
Achtung! Bei Probenahme...	In Mitteleuropa nur noch an wenigen Standorten zu finden, in Deutschland äußerst selten und vom Aussterben bedroht.	Fotos: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

6. Probenahme

Das Bewertungsverfahren nach PHYLIB (SCHAUMBURG et al. 2004, 2005) ruht auf zwei Säulen. Zum einen muss das Vorkommen der benthischen Algen an der konkreten Probestelle möglichst vollständig erfasst werden. Zum anderen muss das untersuchte Fließgewässer dem richtigen biozönotischen Fließgewässertyp zugeordnet werden. Die Handlungsanweisung (SCHAUMBURG et al. 2006) stellt die Grundlage für die Anwendung des PHYLIB-Verfahrens dar. Sie wird hier als bekannt vorausgesetzt. Die folgenden Ausführungen ersetzen die Handlungsanweisung nicht.

Die für das „übrige“ Phytobenthos relevanten biozönotischen Fließgewässertypen sind von der Ökoregion und der geochemischen Prägung des Gewässers abhängig. In vielen Fällen lässt sich die Zuordnung des Gewässers zu einem biozönotisch relevanten Fließgewässertyp aus dem LAWA-Typ ableiten. Bei einigen Fließgewässertypen im Norddeutschen Tiefland muss aber genauer differenziert werden. Bei den organisch geprägten Fließgewässern (Typen 11 und 12) muss zwischen basenreichen und basenarmen Gewässern unterschieden werden. Bei den sandgeprägten bzw. kiesgeprägten Tieflandbächen (Typen 14 und 16) muss zwischen silikatisch und karbonatisch geprägten Gewässern unterschieden werden. Diese Zuordnung kann anhand aktueller Werte zur Wasserhärte oder Säurekapazität des Gewässers getroffen werden. Liegen für die zu beprobenden Gewässer die entsprechenden Daten nicht vor, so kann die Wasserhärte behelfsweise mittels Schnelltests direkt bei der Probenahme festgestellt werden.

Ziel der Probenahme ist es, die vorhandenen benthischen Algen möglichst vollständig zu erfassen. Die Handlungsanweisung sieht dafür eine einmalige Beprobung im Sommer an einem 20-50 m langen Abschnitt des Gewässers vor. Da die Arten des Phytobenthos nicht an allen Orten im Gewässer gleichermaßen auftreten, müssen bei der Probenahme alle vorhandenen Habitate erfasst werden („Multiple Habitat Sampling“-Prinzip). Grundlegende Erläuterungen zur Probenahme, eine Materialliste, Rezepte für die Herstellung von Fixativen sowie eine Vorlage für ein Feldprotokoll sind ebenso in der Handlungsanweisung zu finden wie Hinweise zu Transport und Lagerung der Proben. Es soll hier nochmals betont werden, dass Arbeiten am Gewässer aus Sicherheitsgründen niemals von einer Person alleine ausgeführt werden sollen. Die Probenahme des „übrigen“ Phytobenthos kann grundsätzlich zeitgleich und in Kombination mit der Erfassung anderer Komponenten erfolgen. Dabei ist darauf zu achten, dass die Probenahme der einen Komponente nicht zu Beeinträchtigungen bei der Erfassung einer anderen Komponente führt. Aus diesem Grund schreibt die Handlungsanweisung für das PHYLIB-Verfahren (SCHAUMBURG et al. 2006) vor, dass bei einer kombinierten Probenahme zuerst die Diatomeenprobe entnommen werden soll, bevor das übrige Phytobenthos und die Makrophyten erfasst werden.

Im folgenden werden zunächst die Grundlagen der Probenahme für das „übrige“ Phytobenthos erläutert. Anschließend werden zwei Beispiele vorgestellt.

6.1 Ablauf einer Probenahme

Der Ablauf einer Probenahme lässt sich in sieben Schritte gliedern.

1. Strukturelle Vielfalt der Probestelle erfassen. **Dauer: ca. 5 Min.**

Um abzuschätzen, welche unterschiedlichen Habitate für benthische Algen an der Probestelle vorhanden sind, empfiehlt es sich, zunächst die strukturelle Vielfalt der Probestelle in bezug auf die Substrate, die Fließgeschwindigkeit, die Tiefe und die Lichtverhältnisse zu erfassen. Das Anfertigen einer skizzenhaften Zeichnung der Probestelle kann dabei hilfreich sein.

2. Den Untersuchungsabschnitt abgehen, in allen Bereichen nach makroskopisch auffälligem Algenbelag suchen. **Dauer: ca. 30 Min.**

Innerhalb des Untersuchungsabschnittes geht man das Gewässer entgegen der Strömung ab (soweit dies mit Wathosen möglich ist) und achtet auf makroskopisch auffälligen Algenbewuchs (vgl. Kap. 4.5). Um die Beläge und Wuchsformen erkennen zu können, muss der Gewässerboden und das Sohlsubstrat gut zu sehen sein. In flachen Bereichen mit ruhiger, gleichmäßig fließender Strömung stellt das oft kein Problem dar. In tieferen Bereichen sowie in Bereichen mit starker Strömung muss ein Sichtkasten verwendet werden, um den Gewässerboden zu betrachten. Erfahrungsgemäß ist die Verwendung des Sichtkastens auch in flachen Bereichen essentiell, wenn dort aufgrund der stärkeren Strömung die Wasseroberfläche sehr unruhig ist.

3. Makroskopisch auffälligen Algenbelag beproben. **Dauer: ca. 10 Min.**

Von jeder makroskopisch auffälligen Wuchsform (vgl. Kap. 4.5) wird eine Probe entnommen und getrennt aufbewahrt. Dabei gelten die in Tab. 3 aufgeführten Empfehlungen. Algenbeläge auf trockengefallenen Flächen im Uferbereich werden erfasst, sofern davon auszugehen ist, dass sie bei mittlerem Wasserstand untergetaucht sind. Um interessante Proben aus tieferen Bereichen aufzunehmen, können Werkzeuge wie ein Rechen oder eine Zange mit langem Griff (Grillzange) hilfreich sein. In sehr seltenen Fällen ist es nicht möglich, einen auffälligen Algenbewuchs zu beproben. In diesem Fall sollte man die Wuchsform im Feldprotokoll möglichst genau beschreiben, aus der Beschreibung lassen sich manchmal zumindest Hinweise ableiten. (**Anmerkung:** Dieser Arbeitsschritt lässt sich gut mit Schritt 2 kombinieren, so dass bereits während des Begehens des Untersuchungsabschnittes jede auffällige Form sofort beprobt wird.)

4. Erstellen einer Quetschprobe.

Dauer: ca. 2 Min.

Wenn an der Probestelle aquatische Moose oder Höhere Pflanzen vorkommen, so wird daraus eine Quetschprobe hergestellt, in der die epiphytischen und metaphytischen Algen enthalten sind. Dazu entnimmt man von den unterschiedlichsten Stellen im Untersuchungsabschnitt kleine Büschel aus dem Moospolster bzw. verschiedene Teile der Makrophyten. Dieses Material wird zusammen mit etwas Flusswasser in einen Gefrierbeutel gegeben, der anschließend ordentlich gequetscht wird (Abb. 21). Von der resultierenden Mischung wird eine möglichst gehaltvolle Probe in ein Glas- oder Plastikgefäß überführt.



Abbildung 21: Erstellen einer Quetschprobe

Tabelle 3: Empfehlungen zur Entnahme und Verpackung des Materials

Belag oder Wuchsform	Substrat	Geplante Fixierung	Entnahme & Verpackung	Kommentar
Alle Kategorien	Einfach zu entnehmende Hartsubstrate wie Kiese, Steine, Totholz	Einfrieren	Substrat entnehmen und tropfnass in Gefrierbeutel geben. Kein weiteres Wasser hinzufügen!	
Alle Kategorien	Unbewegliche Hartsubstrate (große Steine, Blöcke, Brückenpfeiler und andere Bauwerke)	A) Einfrieren	Teile des Belages mit einem Skalpell o.ä. abkratzen. Probe ohne Zugabe von weiterem Wasser in einen Gefrierbeutel geben.	Empfehlung: suchen, ob sich derselbe Bewuchs nicht auch auf anderem Substrat befindet
		B) Lugol oder Formol	Teile des Belages mit einem Skalpell o.ä. abkratzen. Probe zusammen mit etwas Wasser in ein geeignetes Gefäß geben.	Empfehlung: suchen, ob sich derselbe Bewuchs nicht auch auf anderem Substrat befindet
Kategorie 5	Jedes Substrat	A) Einfrieren	Eine kleine Menge der Algen entnehmen (Basalbereich mit erfassen!) und tropfnass in einen Gefrierbeutel oder in ein kleines Plastikgefäß geben.	
		B) Lugol oder Formol	Eine kleine Menge der Algen entnehmen (Basalbereich mit erfassen!) und zusammen mit etwas Wasser in ein geeignetes Gefäß geben.	
Kategorien 6-8	Jedes Substrat	Lugol oder Formol	Eine kleine Menge der Algen entnehmen (Basalbereich mit erfassen!) und zusammen mit etwas Wasser in ein geeignetes Gefäß geben.	
Epiphytische Algen („Wuchsform 9“)	Stängel oder großflächige Blätter von submersen Makrophyten	Einfrieren	Stücke des Stängels bzw. der Blätter abreißen und sie ohne Zugabe von weiterem Wasser in Gefrierbeutel geben.	
Metaphytische Algen („Wuchsform 9“)	Jede Art von submersen Makrophyten sowie Moosen	Lugol oder Formol	Erstellen einer Quetschprobe	vgl. Text

Anmerkung: Ausreichend sind meist Gefäße von ca. 20 ml Inhalt. Dabei können Glas- oder Plastikgefäße verwendet werden. Zu beachten ist allerdings, das bei Fixierung mit Lugol'sche Lösung Glasgefäße benutzt werden sollten, da das Fixativ durch das Plastik gebunden wird, bzw. sogar hindurch diffundiert. Daher besteht die Gefahr, dass die Algen unterfixiert bleiben.

5. Feldprotokoll ausfüllen.

Dauer: ca. 10 Min.

Die an einem Standort entnommenen Proben werden als separate Unterproben („Unterbefunde“) im Feldprotokoll aufgeführt. Es ist zweckmäßig, diesen Unterproben Nummern („Unterbefundnummern“) zuzuordnen. Dabei soll die Ziffer 1 hier nicht vergeben werden, damit später der Gesamtbefund mit der Ziffer 1 kodiert werden kann. Im Feldprotokoll werden zu jeder Unterprobe die Wuchsform bzw. Lagerform und die Farbe des Bewuchses vermerkt. Zusätzlich wird notiert, von welchem Substrat die Probe stammt. Weitere Auffälligkeiten (Konsistenz, Geruch) können ebenso notiert werden. Wichtig ist zu vermerken, ob der Bewuchs untergetaucht war oder sich an der Wasserlinie oder knapp darüber befand. Zuletzt wird der Deckungsgrad des beprobten Bewuchses als %-Angabe, bezogen auf den gesamten Untersuchungsabschnitt, geschätzt. Dazu ist die Verwendung von 10 %-Stufen völlig ausreichend. Wenn für eine Unterprobe weniger als 10 % Deckungsgrad festgestellt wurde, so muss weiter differenziert werden, ob der Deckungsgrad ≤ 5 % oder 5-10 % ausmacht. Zur Kontrolle ist es hilfreich, die für die einzelnen Algenbeläge geschätzten Deckungsgrade aufzuaddieren und mit einer Schätzung des Gesamtdeckungsgrades des Algenbewuchses im Untersuchungsabschnitt zu vergleichen.

6. Vollständigkeit überprüfen, evtl. zusätzliche Proben entnehmen. Dauer: ca. 10 Min.

Anhand der Liste der entnommenen Unterproben wird abschließend überprüft, ob damit die an der Probestelle im wesentlichen vorkommenden Substrate abgedeckt wurden. Falls das nicht der Fall ist, entnimmt man ein bis zwei weitere Unterproben von dem hauptsächlich vorkommenden Substrat, auch wenn darauf kein makroskopisch erkennbarer Bewuchs vorhanden ist. Ausgenommen davon sind Feinsedimente wie Sand oder Schlamm, die nur von sehr wenigen Algen besiedelt werden. Diese Substrate können daher vernachlässigt werden, wenn kein makroskopisch auffälliger Algenbewuchs vorhanden war. Auch diese Unterproben werden im Feldprotokoll aufgeführt und der Deckungsgrad des Substrates wird geschätzt.

7. Entnommene Proben beschriften.

Dauer: ca. 5 Min.

Jede Unterprobe wird vollständig beschriftet, wobei zumindest die Probestellennummer, die Unterbefundnummer und das Datum der Probenahme angegeben werden muss. Dabei ist unbedingt dafür Sorge zu tragen, dass die Beschriftung durch das nachfolgende Fixieren und Lagern der Proben gut leserlich bleibt. Papieretiketten sind problematisch, da sie durch Lugol'sche Lösung rostbraun gefärbt werden und sich bei Feuchtigkeit leicht lösen. Auch ein einfaches Krepp-Klebeband (Malerkrepp) löst sich beim Gefrieren schnell von den Plastikbeuteln ab. Es empfiehlt sich daher, TESA-Gewebeband mit einem wasserfesten Stift (Edding) zu beschriften und dieses auf die Gefäße bzw. Plastikbeutel aufzukleben. Das direkte Beschriften der Plastikbeutel mit einem wasserfesten Stift ist nicht zu empfehlen, da die Aufschrift oft durch das Zusammenknutschen und Knicken der Plastikfolie abgerieben wird.

Die Anzahl der pro Probestelle entnommenen Unterproben kann stark schwanken, da sie von der strukturellen Vielfalt ebenso wie von der Vielfalt des makroskopisch auffälligen Algenbewuchses abhängt. Es wird empfohlen, pro Probestelle 4 - 8 Unterproben zu entnehmen. Bei Entnahme von weniger als 4 Unterproben kann oft keine gesicherte Bewertung erreicht werden. Wenn das untersuchte Fließgewässer strukturell sehr einheitlich ist bzw. auch bei genauer Prüfung der hier vorgestellten Kriterien (Konsistenz, Farbe) einen absolut gleichförmigen Algenbewuchs aufweist, so dass der gesamte Untersuchungsabschnitt durch einen einzigen Unterbefund charakterisiert werden könnte, sollten sicherheitshalber 2-3 Parallelproben von unterschiedlichen Stellen entnommen werden. Mehr als 8 Unterproben sollen nur

dann entnommen werden, wenn damit wirklich unterschiedliche Algenbeläge dokumentiert werden, um die für die mikroskopische Analyse benötigte Zeit in sinnvollen Grenzen zu halten.

Nach der Probenahme müssen die Proben kühl und dunkel (z.B. in Kühlboxen mit Kühlakkus) gelagert und möglichst schnell (in der Regel im Laufe des Tages, spätestens jedoch am folgenden Tag) in das Labor gebracht werden. Die Fixierung der Proben muss spätestens am Abend der Probenahme erfolgen. Bei der Fixierung im Gelände, ist darauf zu achten, dass die verwendeten Chemikalien nicht in die Umwelt gelangen. Für eine ausreichende Fixierung wird bei Verwendung von Formol (37 %) eine Endkonzentration von 2-4% benötigt. Bei Verwendung von Lugol'scher Lösung ist eine ausreichende Fixierung dann gegeben, wenn die Probe eine Kognak-Färbung aufweist (Abb. 22). Eine Überfixierung ist zu vermeiden. Um eine Unterfixierung auszuschließen, sollten die Proben nach ein paar Tagen kontrolliert (leichter Formolgeruch, bzw. entsprechende Färbung) und ggf. nachfixiert werden. Da das in Lugol'scher Lösung enthaltene Jod unter Lichteinwirkung zerfällt, müssen die Proben an einem kühlen und dunklen Platz aufbewahrt werden.



Abbildung 22: mit Lugol'scher Lösung fixierte Proben. Rechts ausreichende Fixierung (Kognak-Färbung), links Überfixierung.

6.2 Beispiele für die Probenahme

6.2.1 Bäche und kleinere Fließgewässer, die gut begehbar sind

Als Beispiel dient hier ein kleiner Fluss im Mittelgebirge (Typ 9.1). An der Probestelle wird ein repräsentativer Abschnitt von ca. 20 m als Untersuchungsabschnitt gewählt. Der Untersuchungsabschnitt wird durch Fotos in beide Fließrichtungen dokumentiert (siehe Beispiel in Abb. 23/24).



Abbildung 23: Untersuchungsabschnitt in Fließrichtung fotografiert



Abbildung 24: Untersuchungsabschnitt entgegen der Fließrichtung fotografiert

In einem ersten Schritt wird die strukturelle Vielfalt der Probestelle in bezug auf die Substrate, die Fließgeschwindigkeit, die Tiefe und die Lichtverhältnisse erfasst und beschrieben. Es ergibt sich folgende Charakterisierung des Standortes:

- Das Sohlsubstrat besteht vorwiegend aus Kiesen und Steinen unterschiedlichster Größen, die mit etwa gleichen Anteilen vorkommen. Größere Blöcke sind vereinzelt vorhanden. Auch Sand ist mit geringen Anteilen am Substratspektrum beteiligt. Schlamm ist nicht vorhanden. An der Probenstelle sind keine submersen Makrophyten, aber mehrere Moospolster vorhanden.
- Das Gewässer ist an den meisten Stellen 10-30 cm flach. An einer Stelle ist ein Pool von etwa 60 cm Tiefe ausgebildet. Hinsichtlich der Fließgeschwindigkeiten gliedert sich der Untersuchungsabschnitt in einen sehr flachen steinigen Bereich mit stärkerer Strömung (gekräuselte Wasseroberfläche, „Riffle“), einen flachen Bereich mit gleichmäßiger, ruhiger Strömung (glatte Wasseroberfläche) und ein Wasserbecken mit verlangsamter Strömung („Pool“).
- Die Ufervegetation führt dazu, dass die in Fließrichtung gesehen rechte Seite des Gewässers stärker beschattet wird als die linke, lichtoffene Seite des Gewässers. (Die Fotos geben die Lichtverhältnisse um die Mittagszeit wieder.)

Auf diese Weise lassen sich vier Bereiche mit deutlich unterschiedlichen abiotischen Charakteristika definieren (Abb. 25).

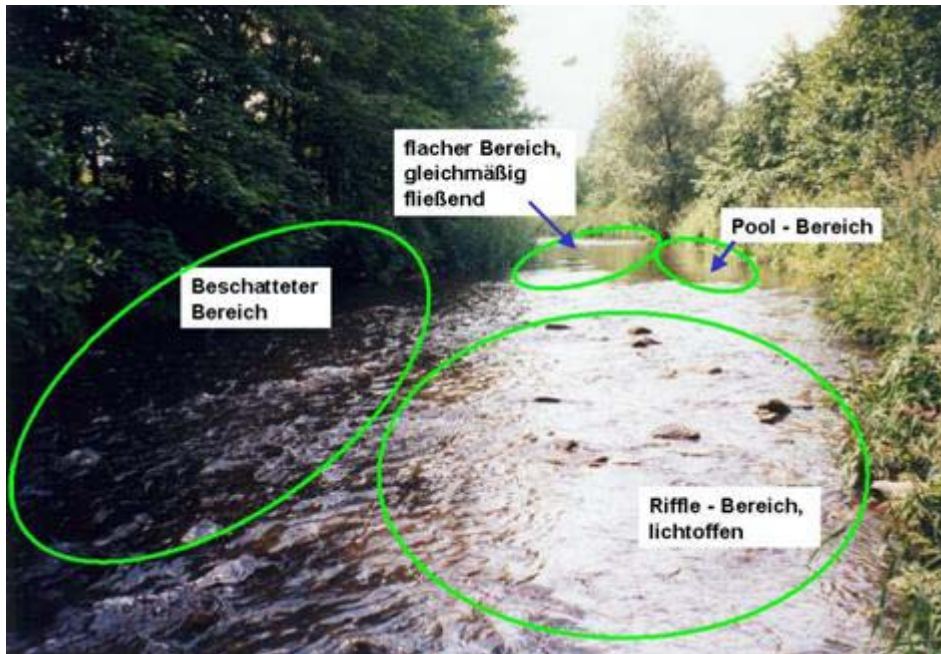
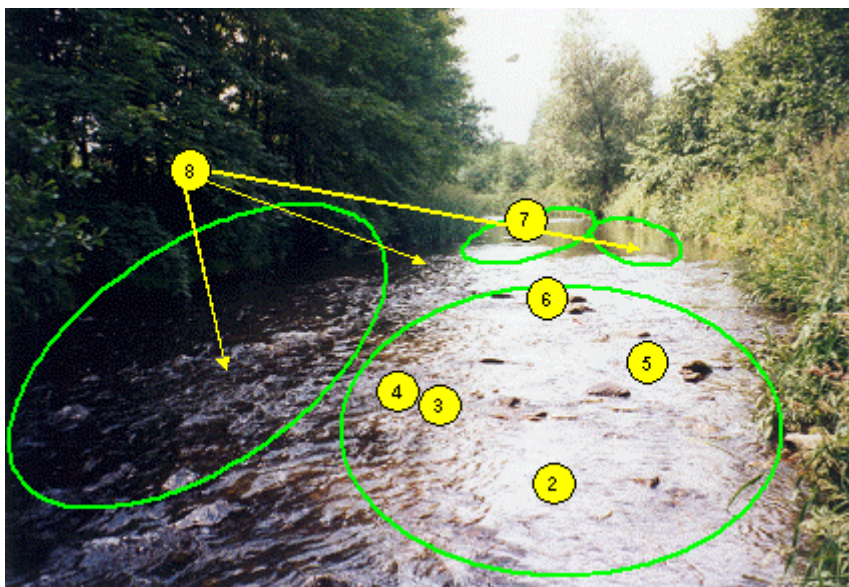


Abbildung 25: Gedankliche Gliederung der Probestelle hinsichtlich struktureller Gegebenheiten.

Nun wird das Gewässer stromaufwärts etwa im Zickzack durchwatet. In allen der zuvor definierten Bereiche wird nach makroskopisch auffälligem Algenbewuchs gesucht. Dafür wird mit einem Sichtkasten der Gewässerboden betrachtet. In dem flachen Bereich mit gleichmäßig fließendem Wasser ist die Verwendung des Sichtkastens mitunter nicht nötig, wenn das Sohlsubstrat auch ohne Sichtkasten sehr gut zu sehen ist. In sehr flachen Bereichen, in denen der Sichtkasten nicht eingesetzt werden kann, holt man mehrfach Steine aus dem Wasser, um sie genau zu betrachten. Wenn ein Algenbewuchs auffällig ist, so vermerkt man dies im Feldprotokoll und entnimmt von jeder dieser makroskopisch auffälligen Wuchsformen eine Probe (Abb. 26). Da an dieser Probestelle einige submerse Moospolster vorkommen, wird daraus eine Quetschprobe erstellt.



Liste der Proben:

2. Steine mit grünen Belag, glitschig
3. Vaucheria? Grünes, weiches Polster
4. grüne, längere Fäden
5. Steine mit dünnem, schwarzen Belag
6. Lemanea ?, auf Block an Wasserlinie
7. Steine mit grünem Belag
8. Moos, von mehreren Stellen, Quetschprobe

Abbildung 26: Darstellung der Orte einer Probenentnahme und Liste der entnommenen Unterproben

In diesem Beispiel werden an dieser Probestelle insgesamt sieben Unterproben entnommen. Die meisten Unterproben stammen aus dem lichtoffenen „Riffle“-Bereich, da hier mehrere unterschiedliche Algenlager auffällig waren. Von den „Steinen mit grünem Belag“ werden zwei getrennte Unterproben entnommen, die aus unterschiedlichen Bereichen (einmal aus dem „Riffle“-Bereich, zum anderen aus dem flachen Bereich mit gleichmäßiger Strömung) stammten. Falls sich bei der mikroskopischen Analyse herausstellt, dass dieser Belag jeweils durch unterschiedliche Arten verursacht wird, kann somit eine genaue Abundanzschätzung vorgenommen werden.

Jeder der entnommenen Steine wird tropfnaß in einen Gefrierbeutel verpackt. Von den fädigen Formen wird jeweils eine kleine Menge zusammen mit etwas Wasser in ein kleines Gläschen gegeben. Auch die Quetschprobe wird in ein Glasgefäß überführt.

Anschließend wird das Feldprotokoll ausgefüllt, in dem nach den Kopfdaten und den allgemeinen Informationen zum Standort eine Liste der entnommenen Unterproben aufgeführt wird. Zu jeder Unterprobe wird vermerkt, von welchem Substrat sie genommen wurde, und der Deckungsgrad bezogen auf den Untersuchungsabschnitt wird geschätzt (Tab. 4).

Tabelle 4: Liste der entnommenen Unterproben (Auszug aus dem Feldprotokoll).
 Ubf.Nr. = Nummer des Unterbefundes, DG = Deckungsgrad in %, EF = Einzelfund

Ubf.Nr.	Beschreibung	Substrat	DG (%)
2.	Steine mit grünem Belag, glitschig, aus „Riffle“-Bereich	Kies / Stein	10 %
3.	Vaucheria? Grünes, weiches Polster	Stein	EF
4.	grüne, längere Fäden	Stein	5 %
5.	Steine mit dünnem, schwarzen Belag	Kies / Stein	10 %
6.	starre braune Fäden (Lemanea ?), auf Block in Wasserlinie	Block	EF
7.	Steine mit grünem Belag, aus Bereich mit ruhiger Strömung	Kies / Stein	5 %
8.	Moos, von mehreren Stellen, Quetschprobe	Moos	10 %

Die Überprüfung der geschätzten Deckungsgrade ergibt, dass insgesamt 30 % der Gewässersohle durch Belag oder Algenlager bedeckt sind. Moos erreicht zusätzlich einen Deckungsgrad von 10 %. Diese Schätzungen stimmen mit dem optischen Eindruck vom Standort überein.

Die anschließende Kontrolle auf Vollständigkeit zeigt, dass das am Standort hauptsächlich vorhandene Sohlsubstrat (Kiese, Steine, Moos) durch die bereits entnommenen Unterproben gut repräsentiert wird.

6.2.2 Größere Fließgewässer, die nur teilweise begehbar sind

Dieses Beispiel bezieht sich auf einen kleinen Fluss im Norddeutschen Tiefland (Typ 12), der nicht komplett durchwaten und begutachtet werden kann (Abb. 27). Das PHYLIB-Verfahren sieht eine Probenahme vom Boot aus und unter Verwendung eines Bodengreifers nicht vor. Stattdessen sollen die Fließgewässer vom Rand aus beprobt werden (SCHAUMBURG et al. 2006). Es wird aber ein längerer Untersuchungsabschnitt (30-50 m) betrachtet. Auch hier empfiehlt sich die Dokumentation des Untersuchungsabschnittes durch Fotos in beide Fließrichtungen.

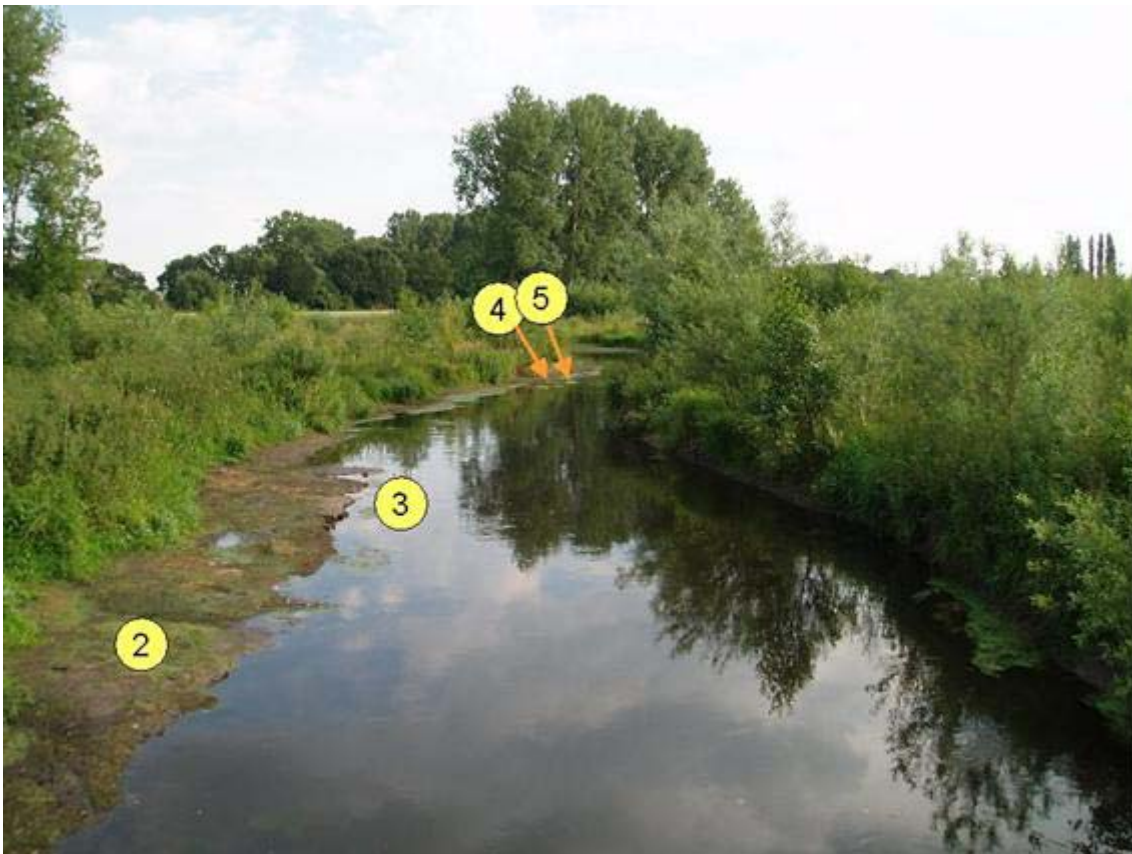


Abbildung 27: Blick auf den Untersuchungsabschnitt. Eingezeichnet sind die Stellen, an denen Unterproben entnommenen wurden (vgl. Text und Tab. 5)

Um sich einen Überblick über die strukturelle Vielfalt in diesem längeren Abschnitt zu verschaffen, wird das Gewässer der Länge nach am Ufer abgegangen. Da oftmals Tiefe und Art des Substrates nicht sicher zu bestimmen sind, kommt der Betrachtung des Gewässerlaufes und der Fließgeschwindigkeit eine höhere Bedeutung zu. Das hier vorgestellte Gewässer erweist sich als recht einheitlich. Die Fließgeschwindigkeit ist überall träge. Das Sohlsubstrat besteht - soweit das vom Rand aus beurteilt werden kann - vorwiegend aus Sand. In Ufernähe sind einige Makrophytenbestände ausgebildet. Das Gewässer ist tief und das Sohlsubstrat wenig stabil. Daher muss die Probenahme auf den ufernahen Bereich beschränkt bleiben, und die stärker beschattete Seite des Gewässers kann nicht beprobt werden.

Makroskopisch auffällige Formen sind nur im Uferbereich (oberhalb der Wasserlinie) sowie in dem direkt anschließenden sehr flachen Bereich festzustellen. Hier ist ein grüner, weicher Algenbelag vorhanden (Unterprobe Nr. 2). Obwohl sich dieser Belag zum größten Teil auf dem Ufer befindet, wird er bei der Probenahme berücksichtigt, da er bei mittlerem Wasserstand vermutlich untergetaucht ist. An wenigen Stellen befinden sich kleine Watten von aufschwimmenden, grünen fädigen Algen, die sich glitschig anfühlen. Diese werden getrennt beprobt (Unterprobe Nr. 3). An der Probestelle ist sonst kein makroskopisch auffälliger Algenbewuchs vorhanden. Anschließend wird der Makrophytenbewuchs beprobt, um die dort epiphytisch und metaphytisch lebenden Algen zu erfassen. Dafür wird mit jeweils kleinen Mengen der verschiedenen Makrophyten aus unterschiedlichen Bereichen des Untersuchungsabschnittes eine Quetschprobe erstellt (Unterprobe Nr. 4). Da hier auch einige großblättrige Makrophyten vorkommen, werden zusätzlich von den größeren Schwimmblättern einige Stücke abgerissen und in einen Gefrierbeutel gelegt (Unterprobe Nr. 5).

Insgesamt werden an dieser Probestelle vier Unterproben entnommen (Tab. 5). Im Feldprotokoll werden alle Unterproben aufgelistet, das jeweils beprobte Substrat und die dazugehörigen Deckungsgrade werden geschätzt.

Tabelle 5: Liste der entnommenen Unterproben (Auszug aus dem Feldprotokoll).
Ubf.Nr. = Nummer des Unterbefundes, DG = Deckungsgrad in %.

Ubf.Nr.	Beschreibung	Substrat	DG (%)
2.	Vaucheria? Grünes Polster am Ufer (trockengefallen)	Sand	10 %
3.	grüne Fäden, aufschwimmend	-	5 %
4.	MP Quetschprobe	MP	} 5 %
5.	dunkelbrauner, glitschiger Belag auf Blattunterseite der Makrophyten	MP	

Auch hier wird kontrolliert, ob die geschätzten Deckungsgrade realistisch sind. Da in diesem Falle die Makrophytenbestände doppelt beprobt wurden, wird der Anteil der Makrophytenbestände für beide Proben insgesamt angegeben.

Bei der Kontrolle auf Vollständigkeit zeigt sich, dass das hier vorrangig auftretende Sohlsubstrat (Sand) nicht umfassend beprobt wurde. Da die Artenvielfalt auf Sand und Schlamm erfahrungsgemäß recht gering ist, müssen diese Substrate nur bei auffälligen Belägen beprobt werden (SCHAUMBURG et al. 2006). Daher werden an dieser Probestelle keine weiteren Unterproben entnommen.

7. Andere Probenahmeverfahren

Routinemäßige Untersuchungen des „übrigen“ Phytobenthos werden auch in Österreich (ROTT et al. 1997, 1999, PFISTER & PIPP 2005) und in den USA (BARBOUR et al. 1999) durchgeführt. Weitere Ansätze des Vorgehens anderer europäischer Länder ist in den Veröffentlichungen der Tagung „Use of algae for monitoring rivers“ zu finden (WHITTON & ROTT 1995, PRYGIEL et al. 1999, ACS et al. 2006).

8. CEN-Norm

Seit einigen Jahren wird eine CEN-Norm (ANONYMOUS 2001) mit dem Titel „Water quality – Guidance standard for the surveying, sampling and laboratory analysis of phytobenthos in shallow running water“ entwickelt. An der Erarbeitung dieser Norm wirken zahlreiche Experten aus unterschiedlichen Ländern Europas mit. Sobald sie ratifiziert ist, müssen diese Vorgaben auch in Deutschland beachtet werden. Daher wird sie hier etwas ausführlicher dargestellt. Die CEN-Norm sieht drei Strategien einer Probenahme vor:

1. Makroskopische Phytobenthos-Untersuchung (Macroscopic Phytobenthos Survey, MPS):

Diese Verfahren wird für ein „Trend-Monitoring“ empfohlen und speziell zur Überprüfung der Abundanzänderungen der als störend empfundenen Algen („nuisance algae“) wie *Cladophora* und *Hydrodictyon* eingesetzt. Dabei werden makroskopisch auffällige Formen bzw. Lager von Algen und Moosen abgesammelt und im Labor zur Art bestimmt.

2. Multi Habitat Sammlung (Multiple Habitat Sampling, MHS):

Alle vorhandenen Habitate und Substrate werden beprobt. In einer mikroskopischen Analyse werden alle Arten bestimmt. Durch Multiple Habitat Sampling wird das Phytobenthos des untersuchten Abschnittes am besten charakterisiert. Dieses ausführliche Verfahren ist für eine Untersuchung der Fließgewässer in unterschiedlichen Fließgewässerlandschaften geeignet.

3. Einzelhabitat Sammlung (Single Habitat Sampling, SHS):

Nur ein bestimmter Substrattyp beprobt. Bei der mikroskopischen Analyse werden alle Arten erfasst. Das Single Habitat Sampling ist sinnvoll, solange Probestellen miteinander verglichen werden, die ein sehr ähnliches Substrat aufweisen. Das Single Habitat Sampling ist im Prinzip identisch mit der für die Diatomeen vorgesehene Probenahme (EN 13946).

Die hier dargestellte Probenahme der des PHYLIB-Verfahrens (SCHAUMBURG et al. 2006) entspricht dem Multiple Habitat Sampling der CEN-Norm. Dies gilt für das vollständige ebenso wie für das reduzierte PHYLIB-Verfahren, bei dem für eine Bewertung alle makroskopisch sichtbaren und die mikroskopisch massenhaft auftretende Algen beachtet werden.

Allerdings gibt die CEN-Norm abweichende Abundanzschätzungen vom PHYLIB-Verfahren vor. Die Unterschiede sind aber nicht so wesentlich, als dass sie nicht durch eine Änderung des PHYLIB-Verfahrens umgesetzt werden könnten. Um eine solche Umsetzung zu gewährleisten, sollen zukünftig bei der Probenahme für jeden Algenbelag die Deckungsgrade als Prozentangabe wie hier beschrieben geschätzt werden.

9. Zusammenfassung

Benthische Algen sind ein wesentlicher Teil des Ökosystems der Fließgewässer. Verschiedene Verfahren nutzen sie zur Bioindikation. Eines davon ist das PHYLIB-Verfahren (SCHAUMBURG et al. 2004, 2005) zur Bewertung des ökologischen Zustandes. In diesem Verfahren wird die Qualitätskomponente Makrophyten und Phytobenthos in drei Teilkomponenten gegliedert. Neben Makrophyten incl. Charales und Diatomeen werden die anderen Algenklassen als „übriges“ Phytobenthos einbezogen.

Das „übrige“ Phytobenthos zeichnet sich in mehrerer Hinsicht durch eine besondere Vielfalt aus. Dieser Feldführer versucht, eine erste Orientierung zu vermitteln.

Dazu gehört eine kurz gehaltene Darstellung der relevanten Algenklassen im systematisch-taxonomischen Teil, in dem auch die jeweils wichtigen Bestimmungswerke aufgeführt werden. Dabei werden grundlegende Begriffe erläutert, die für die Verwendung der Bestimmungsliteratur nützlich sind.

Der Schwerpunkt liegt jedoch in dem Bemühen, den Blick für das Erkennen der Algen im Gewässer zu schärfen. Die für eine Indikation wichtigen Algenbestände sind oft wenig auffällig und leicht zu übersehen. Erfahrung und Wissen sind erforderlich, um sie zu erkennen. Auch offensichtliche Massenentwicklungen bestehen in der Regel aus Mischbeständen mehrerer Arten, die differenziert betrachtet werden müssen. Der hier vorliegende Feldführer stellt das dafür notwendige „Handwerkszeug“ zur Verfügung.

Dafür werden zum einen die möglichen Habitate benthischer Algen charakterisiert und mit Bildern vorgestellt. Zum anderen wird die Vielfalt der Lager- bzw. Wuchsformen benthischer Algen mit ihren Charakteristika hinsichtlich Farbe, Konsistenz und mitunter auch Geruch beschrieben. Um diese Vielfalt für die praktische Arbeit zu gliedern, wurden neun Kategorien aufgestellt. Aufgrund der im Gelände sichtbaren Wuchs- bzw. Lagerformen wurden zahlreiche Taxa diesen Kategorien zugeordnet. Die Taxa werden mit zahlreichen Abbildungen dargestellt.

Anschließend wird die Vorgehensweise bei der Probenahme entsprechend den Vorgaben des PHYLIB-Bewertungsverfahrens erklärt und anhand von zwei Beispielen illustriert. Hinweise auf Verfahren in anderen Ländern und ein Ausblick auf die CEN-Norm stellen das PHYLIB-Verfahren in einen größeren Zusammenhang.

Damit bietet dieser Feldführer eine gute Orientierung hinsichtlich der Formen- und Farbenvielfalt, der systematischen Vielfalt sowie der entsprechenden Vielfalt der Bestimmungsliteratur der Vertreter des „übrigen“ Phytobenthos. Anwender des PHYLIB-Bewertungsverfahrens finden in diesem Buch hilfreiche Anleitungen für die praktische Arbeit.

10. Zitierte Literatur

(Weitere Literatur ist bei den Angaben zur Bestimmungsliteratur im Anhang angegeben)

- ÁCS, E., KISS, K.T., PADISÁK, J. & SZABÓ, K.É. (Hrsg.): 6th International Symposium "Use of Algae for Monitoring Rivers". Hungarian Algological Society, Göd, 192 S.
- ANONYMUS (2001): Water quality – Guidance standard for the surveying, sampling and laboratory analysis of phytobenthos in shallow running water. CEN/TC 230/WG 2/TG 3/N 87 (2001-03).
- BARBOUR, M.T., J. GERRITSEN, B.D., SNYDER & J.B. STRIBLING (1999): Rapid Bioassessment Protocols for Use in Streams and Wadeable Rivers: Periphyton, Benthic Macroinvertebrates and Fish, Second Edition. EPA 841-B-99-002. U.S. Environmental Protection Agency; Office of Water; Washington, D.C. <http://www.epa.gov/owow/monitoring/rbp/>
- BÜDEL, B.: Vorlesungsskript zur „Systematik und Evolution der niederen Pflanzen“, TH Kaiserslautern, http://www.uni-kl.de/FB-Biologie/Botanik/lehre_skripte.htm#nied_Pfl_bb
- CARMICHAEL, W.W. (1994): Cyanobakterielle Toxine, Spektrum der Wissenschaft **Nr. ?**, Heft 3 (März), S. 70-77.
- CRONBERG, G., CARPENTER, E.J. & CARMICHAEL, W.W. (2003): Taxonomy of harmful cyanobacteria. S. 523-562 in: HALLEGRAEF, G.M., ANDERSON, D.M. & CEMBELLA, A.D. (Hrsg.): Manual on harmful marine microalgae. United Nations, Educational, Scientific and Cultural Organization, Paris.
- EDWARDS, C., BEATTIE, K.A., SCRIGEOUR, C.M. & CODD, G.A. (1992): Identification of anatoxin-a in benthic cyanobacteria (blue-green algae) and in associated dog poisonings at Loch Insh, Scotland. *Toxicon* **30**: 1165-1175.
- EU – EUROPÄISCHE UNION (2000): Richtlinie/60/EG des Europäischen Parlamentes und des Rates vom 23. Oktober 2000 zur Schaffung eines Ordnungsrahmens für Maßnahmen der Gemeinschaft im Bereich der Wasserpolitik. Amtsblatt der Europäischen Union, L 327/1, 22.12.2000.
- FRIEDL, T. (1995): Systematics of Green Lichen Phycobionts: Phylogenetic Analysis of Ribosomal RNA Coding Regions. *Journal of Phycology Suppl.* **31**: 4.
- FRIEDRICH, G. (1980): Rotalgen in unseren Gewässern. *Niederrhein. Jahrb.* **14**: 19-25.
- GEISSLER, U. (1983): Die salzbelastete Flußstrecke der Werra – ein Binnenlandstandort für *Ectocarpus confervoides* (Roth) Kjellman. *Nova Hedwigia* **37**: 193-217.
- GRAHAM, L.E. & WILCOX, L.W. (2000): *Algae*. Prentice Hall, Upper Saddle River, 640 S.
- GUGGER, M.F., LENOIR, S., BERGER, C., LEDREUX, A., DRUART, J.C., HUMBERT, J.F., GUETTE, C. & BERNHARD, C. (2005): First report in a river in France of the benthic cyanobacterium *Phormidium favosum* producing anatoxin-a associated with dog neurotoxicosis. *Toxicon* **45**: 919-928.
- GUTOWSKI, A. & MOLLENHAUER, D. (1996): Rote Liste der Zieralgen (Desmidiaceae) Deutschlands. *Schriftenreihe Vegetationsk.* **28**: 679-708.
- KELLY, M.G. & WHITTON, B.A. (1998): Biological monitoring of eutrophication in rivers. *Hydrobiologia* **384**: 55-67.
- KNAPPE, J., GEISSLER, U., GUTOWSKI, A. & FRIEDRICH, G. (1996): Rote Liste der limnischen Braunalgen (Fucophyceae) und Rotalgen (Rhodophyceae) Deutschlands. – *Schriftenreihe Vegetationsk.* **28**: 609-623.
- KRISTIANSEN, J. & PREISIG, H.R. (2001): *Encyclopedia of chrysophyte genera*. Bibliotheca Phycologica 110, J. Cramer, Berlin, 260 S.
- LANGE-BERTALOT, H. (1996): Rote Liste der limnischen Kieselalgen (Bacillariophyceae) Deutschlands. *Schriftenreihe Vegetationsk.* **28**: 633-677.

- MAUCH, E., SCHMEDTJE, U., MAETZE, A. & FISCHER, F. (2003): Taxaliste der Gewässerorganismen Deutschlands zur Kodierung biologischer Befunde. Informationsberichte Heft 1/03. Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, München.
http://www.bayern.de/LFW/technik/gkd/lmn/fliessgewaesser_seen/taxa/
- MEZ, K., BEATTIE, K., CODD, G.A., HANSELMANN, K., HAUSER, B., NAEGELI, H. & PREISIG, H.R., (1997): Identification of a microcystin in benthic cyanobacteria linked to cattle death on alpine pastures in Switzerland, *J. Phycol.* **32**: 111-117.
- PASCHER, A. (1918): Von einer allen Algenreihen gemeinsamen Entwicklungsregel. *Ber. dtsch. Bot. Ges.* **36**: 390-409.
- PFISTER, P. & PIPP, E. (2005): Handlungsanweisung für die ökologische Bewertung österreichischer Fließgewässer an Hand des Phytobenthos zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie. ARGE Limnologie, Innsbruck, 41 S.
- PRYGIEL, J., WHITTON, B.A. & BUKOWSKA, J. (Hrsg.; 1999): Use of Algae for Monitoring Rivers III. Dr. J. Prygiel, Douai Cedex, 271 S.
- ROTT, E., BINDER, N., DAM, H. VAN, ORTLER, K., PALL, K., PFISTER, P. & PIPP, E. (1999): Indikationslisten für Aufwuchsalgen in österreichischen Fließgewässern. Teil 2: Trophieindikation sowie geochemische Präferenz; taxonomische und toxikologische Anmerkungen. Bundesministerium für Land- & Forstwirtschaft, Wasserwirtschaftskataster, Wien, 248 S.
- ROTT, E., HOFMANN, G., PALL, K., PFISTER, P. & PIPP, E. (1997): Indikationslisten von Aufwuchsalgen in österreichischen Fließgewässern. Teil 1: Saprobielle Indikation. Bundesministerium für Land- & Forstwirtschaft, Wasserwirtschaftskataster, Wien, 73 S.
- ROUND, F.E. (1975): *Biologie der Algen. Eine Einführung.* Thieme Verlag, Stuttgart, 342 S.
- SCHAUMBURG, J., SCHMEDTJE, U., SCHRANZ, C., KÖPF, B., SCHNEIDER, S., MEILINGER, P., STELZER, D., HOFMANN, G., GUTOWSKI, A. & FOERSTER, J. (2004): Erarbeitung eines ökologischen Bewertungsverfahrens für Fließgewässer und Seen im Teilbereich Makrophyten und Phytobenthos zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie. Schlussbericht. Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, München, 635 S. <http://edok01.tib.uni-hannover.de/edoks/e01fb04/472465678.pdf>
- SCHAUMBURG, J., SCHRANZ, C., FOERSTER, J., GUTOWSKI, A., HOFMANN, G., KÖPF, B., MEILINGER, P., SCHMEDTJE, U., SCHNEIDER, S. & STELZER, D. (2005): Bewertungsverfahren Makrophyten & Phytobenthos. Fließgewässer- und Seen-Bewertung in Deutschland nach EG-WRRL. Informationsberichte Heft **1/05**. Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, München, 245 S.
- SCHAUMBURG, J., SCHRANZ, C., STELZER, D., HOFMANN, G., GUTOWSKI, A. & FOERSTER, J. (2006): Handlungsanweisung für die ökologische Bewertung von Fließgewässern zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie: Makrophyten und Phytobenthos. Stand Januar 2006. Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft, München, 119 S.
- SCHMIDT, D., VAN DER WEYER, K., KRAUSE, W., KIES, L., GARNIEL, A., GEISSLER, U., GUTOWSKI, A., SAMIETZ, R., SCHÜTZ, W., VAHLE, H.-C., VÖGE, M., WOLFF, P. & MELZER, A. (1996): Rote Liste der Armleuchteralgen (Charophyceae) Deutschlands (2. Fassung, Stand: Februar 1995). – Schriftenreihe Vegetationsk. **28**: 547-576.
- THROM, G. (1997): *Biologie der Kryptogamen II. Algen – Moose.* Haag & Hercher, Frankfurt, 680 S.
- VAN DEN HOEK, C. & MANN, D.G. (1995): *Algae. An introduction to phycology.* Cambridge University Press, Cambridge, 627 S.
- WHITTON, B.A. & ROTT, E. (Hrsg.; 1996): Use of algae for monitoring rivers II. Proceedings of an International Symposium held at Vill near Innsbruck. Dr. E. Rott, 196 S.

Anhang: Bestimmungsliteratur

Gruppenübergreifende Literatur

- BOURRELLY, P. (1968): Les Algues d'eau douce. Bd II : Les algues jaunes et brunes. Soc. N. Boubée, Paris, 517 S.
- BOURRELLY, P. (1972): Les Algues d'eau douce. Bd. I : Les algues vertes. Soc. N. Boubée, Paris, 569 S.
- BOURRELLY, P. (1970): Les Algues d'eau douce. Bd. III : Les algues bleus et rouges. Les Eugléniens, Peridiniens et Cryptomonadines. Soc. N. Boubée, Paris, 606 S.
- ENTWISLE, T.J., SONNEMANN, J.A. & LEWIS, S.H. (1997): Freshwater Algae in Australia. A Guide to Conspicuous Genera. Sainty & Associates, Potts Point, 242 S.
- JOHN, D.M., WHITTON, B.A. & BROOK, A.J. (Hrsg.; 2002): The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae. Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom, 702 S.
- KANN, E. (1978): Systematik und Ökologie der Algen österreichischer Bergbäche. Arch. Hydrobiol./Suppl. 53: 405-643.
- LINNE VON BERG, K.-H. & MELKONIAN, M. (2004): Der Kosmos-Algenführer. Die wichtigsten Süßwasseralgen im Mikroskop, Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart.
- PANKOW, H. (1990): Ostsee-Algenflora. Gustav Fischer Verlag, Jena
- PFISTER, P. (1992): Artenspektrum des Algenaufwuchses in 2 Tiroler Bergbächen - Teil 1: Cyanophyceae, Chrysophyceae, Chlorophyceae, Rhodophyceae. Algological Studies 65: 43-61.
- SIMONS, J.; LOKHORST, G.M. & VAN BEEM, A.P. (1999): Benthische zoetwateralgen in Nederland. KNNV Uitgeverij, Utrecht, 280 S.
- WEHR, J.D. & SHEATH, R.G. (2003): Freshwater algae of North America. Academic Press, Amsterdam, 918 S.

Blaualgen (Nostocophyceae, Cyanoprokaryota, Cyanobacteria, Cyanophyceae)

- ANAGNOSTIDIS, K. & KOMÁREK, J. (1988): Modern approach to the classification system of cyanophytes 5 – Stigonematales. Arch. Hydrobiol. / Algological Studies 59: 1-73.
- CRONBERG, G. & ANNADOTTER, H. (2006): Manual on aquatic cyanobacteria. A photoguide and a synopsis of their toxicology, International Society for the Study of Harmful Algae and the United Nations Educational, Scientific and Cultural Organisation, Copenhagen, Paris.
- GEITLER, L. (1932): Cyanophyceae von Europa. Rabenhorst's Kryptogamenflora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Akademische Verlagsgesellschaft, Leipzig, 1196 S.
- JOOSTEN, A. M. T. (2006): Flora of the blue-green algae of the Netherlands. I. The non-filamentous species of inland waters. KNNV Uitgeverij, Utrecht, 239 S.
- KANN, E. & KOMÁREK, J. (1970): Systematisch-ökologische Bemerkungen zu den Arten des Formenkreises *Phormidium autumnale*. Schweiz. Z. Hydrol. 32: 495-518.
- KOMÁREK, J. (1999): Übersicht der planktischen Blaualgen (Cyanobakterien) im Einzugsgebiet der Elbe. Internationale Kommission zum Schutz der Elbe (IKSE). Arge Elbe (Hrsg.). Wolmirstedt.

- KOMÁREK, J. & ANAGNOSTIDIS, K. (1989): Modern approach to the classification system of cyanophytes 4 – Nostocales. Arch. Hydrobiol. / Algological Studies 56: 247-345.
- KOMÁREK J. & ANAGNOSTIDIS, K. (1998): Cyanoprokaryota I. Chroococcales. – In: Ettl, H.; GÄRTNER, G.; HEYNIG, H.; MOLLENHAUER, D. (Hrsg.) Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 19. Fischer, Jena, 800 S.
- KOMÁREK, J. ANAGNOSTIDES K. (2005): Cyanoprokaryota. II. Oscillatoriales. – In: BÜDEL, B., GÄRTNER, G., KRIENITZ, L., SCHLAGERL, M. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa. Bd. 19.2. Elsevier Verlag, München, 759 S.
- KOMÁREK, J. & KANN, E. (1973): Zur Taxonomie und Ökologie der Gattung Homoeothrix. Arch. Protistenkd. 115: 173-233.
- KOMÁREK, J. & KOVÁČIK, L. (1987): Revision of several species of the genus Homoeothrix (Cyanophyta). Preslia 59: 229-242.
- MOLLENHAUER, D., BENGTSOON, R. & LINDSTRØM, E.-A. (1999): Macroscopic cyanobacteria of the genus *Nostoc*: a neglected and endangered constituent of European inland aquatic biodiversity. Eur. J. Phycol. 34: 349-360.
- STARMACH, K. (1966): Cyanophyta.- sinice Glaucophyta - Glaukofity – In: STARMACH, K. (Hrsg.): Flora słodkowodna Polski, T. 2. Polska Akademia Nauk, Warszawa, 807 S.

Rotalgen (Bangio- und Florideophyceae)

Vgl. auch JOHN et al. (2002) in der gruppenübergreifenden Literatur

- COMPÈRE, P. (1991): Rhodophytes. Flore pratique des algues d'eau douce de Belgique, F. 3 – Jardin botanique national de Belgique, 55 S.
- ELORANTA, P. & KWANDRANS, J. (1996): Freshwater Rhodophyta. Identification key for common taxa, particularly taxa found in Finland. Department of Limnology and Environmental Protection/Limnology, University of Helsinki.
- FRIEDRICH, G. (1966): *Compsopogon hookeri* MONTAGNE (Rhodophyceae, Bangioideae) neu für Deutschland. Nova Hedwigia 12: 399-403.
- KUMANO, S. (2002): Freshwater Red Algae of the World. Biopress, Bristol, 375 S.
- LEUKART, P. & KNAPPE, J. (1995): Observations on *Balbiana investiens* (Rhodophyta) from two new locations in Germany and from laboratory culture. Nova Hedwigia 60: 527-532.
- NECCHI, O.; SHEATH, R.G.; COLE K.M. (1993a): Systematics of freshwater *Audouinella* (Acrochaetiaceae, Rhodophyta) in North America. 1. The reddish species. Arch. Hydrobiol. / Algological Studies 70: 11-28.
- NECCHI, O.; SHEATH, R.G.; COLE K.M. (1993b): Systematics of freshwater *Audouinella* (Acrochaetiaceae, Rhodophyta) in North America. 2. The bluish species. Arch. Hydrobiol. / Algological Studies 71: 13-21.
- NECCHI, O. & ZUCCHI, M.R. (1993): Systematics and distribution of freshwater *Audouinella* (Acrochaetiaceae, Rhodophyta) in Brazil. Eur. J. Phycol. 30: 209-218.
- RIETH, A. (1979): Ein Standort der epiphytischen Süßwasser-Rotalge *Balbiana investiens* (Lenormand) Sirodot 1876. Arch. Protistenkd. 121: 401-416.
- SHEATH, R.G.; WHITTICK, A.; COLE K.M. (1994): *Rhododraparnaldia oregonica*, a new freshwater red algal genus and species intermediate between the Acrochaetiales and the Batrachospermales. Phycologia 33: 1-7.

- SHEATH, R.G. & VIS, M.L. (1995): Distribution and systematics of *Batrachospermum* (*Batrachospermales*, *Rhodophyta*) in North America. 7 Section *Hybrida*. *Phycologia* 34: 431-438.
- STARMACH, K. (1977): *Phaeophyta*, *Rhodophyta*. In: STARMACH, K. (Hrsg.): *Flora słodkowodna Polski*, T 14, Polska Akademia Nauk, Warszawa, 445 S.
- VIS, M.L.; SHEATH, R.G.; ENTWISLE, T.J. (1995): Morphometric analysis of *Batrachospermum* section *Batrachospermum* (*Batrachospermales*, *Rhodophyta*) type specimens. *Eur. J. Phycol.* 30: 35-55.

Braunalgen (*Fucophyceae*, *Phaeophyceae*)

- WEHR, J.D. & STEIN, J.R. (1985): Studies on the biography and ecology on the freshwater phaeophycean alga *Heribaudiella fluviatile*. *J. Phycology* 21: 81-93.

Goldalgen (*Chrysophyceae*)

- KRISTIANSEN, J. & PREISIG, H.R. (2001): Encyclopedia of chrysophyte genera, *Bibliotheca Phycologia* 110. J. Kramer, Stuttgart.
- STARMACH, K. (1985): *Chrysophyceae* und *Haptophyceae*. – In: Ettl, H.; Gärtner, G.; Heynig, H.; Mollehnauer, D. (Hrsg.): *Süßwasserflora von Mitteleuropa* Bd. 1. Fischer, Jena, 515 S.

Gelbgrünalgen (*Tribophyceae*, *Xanthophyceae*)

- CHRISTENSEN, T.A. (1970): *Seaweeds of the British Isles*. Vol. 4 *Tribophyceae* (*Xanthophyceae*). *British Museum (Natural History)*, 36 S.
- ETTL, H. (1978): *Xanthophyceae*, 1. Teil. - In: Ettl, H.; Gerloff, J.; Heynig, H. (Hrsg.): *Süßwasserflora von Mitteleuropa* Bd. 3. Fischer, Stuttgart, 530 S.
- RIETH, A. (1980): *Xanthophyceae*, 2. Teil. – In: Ettl, H.; Gärtner, G.; Heynig, H. (Hrsg.): *Süßwasserflora von Mitteleuropa* Bd. 4. Fischer, Jena, 147 S.

Augenflagellaten (*Euglenophyceae*)

Vgl. auch JOHN et al. (2002) in der gruppenübergreifenden Literatur

- HUBER-PESTALOZZI, G. (1955): *Euglenophyceae*. In: Huber-Pestalozzi, G. (Hrsg.): *Das Phytoplankton des Süßwassers*. Die Binnengewässer Bd. XVI, 4. Teil. Schweizerbart, Stuttgart, 606 S.
- KUSEL-FETZMANN, E. (2002): *Die Euglenophytenflora des Neusiedler Sees (Burgenland, Österreich)*. *Abhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft in Österreich*. Bd. 32. Zoologisch-Botanische Gesellschaft (Hrsg.), Wien.
- WOŁOWSKI, K. (1998): Taxonomic and environmental studies on euglenophytes of the Kraków-Częstochowa upland (Southern Poland). In: *Fragmenta Floristica Et Geobotanica Supplementum* 6. W. Szafer Institute of Botany, Polish Academy of Sciences. Krakow.

WOŁOWSKI, K. & HINDÁK, F. (2005): Atlas of Euglenophytes. VEDA, Publishing House of the Slovak Academy of Science. 146 S.

Grünalgen (Trebouxiophyceae, Chlorophyceae, Ulvophyceae)

Vgl. auch ENTWISLE et al. (1997), SIMONS et al. (1999), JOHN et al. (2002), LINNE VON BERG & MELKONIAN (2004) in der gruppenübergreifenden Literatur

BURROWS, M.E. (1991): Seaweeds of the British Isles. Vol 2. Chlorophyta. British Museum (Natural History) reprint 2001 Intercept, Andover, 238 S.

ETTL, H. (1983): Chlorophyta 1, Phytomonadina. - In: Ettl, H.; Gerloff, J.; Heyning, H.; Mollehnauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 9. Fischer, Stuttgart, 807 S.

ETTL, H. & GÄRTNER, G. (1988): Chlorophyta II: Tetrasporales, Chroococcales, Gloeodendrales. – In: Ettl, H.; Gärtner, G.; Heyning, H.; Mollehnauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 10. Fischer, Jena, 436 S.

FOTT, B. (1972): Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung Tetrasporales. – In: Huber-Pestalozzi, G. (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers. Die Binnengewässer Bd. XVI, 6. Teil. Schweizerbart, Stuttgart, 116 S.

HUBER-PESTALOZZI, G. (1961): Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung: Volvocales. In: Huber-Pestalozzi, G. (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers. Die Binnengewässer Bd. XVI, 5. Teil. Schweizerbart, Stuttgart, 744 S.

KOMÁREK, J. & FOTT, B. (1983): Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung: Chlorococcales. In: Huber-Pestalozzi, G. (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers. Die Binnengewässer Bd. XVI, 7. Teil 1. Hälfte. Schweizerbart, Stuttgart, 1044 S.

LOCKHORST, G.H. (1999): Taxonomic study of the genus *Microspora* Thuret (Chlorophyceae). An integrated field, culture and herbarium analysis. Arch. Hydrobiol. / Algological Studies 93: 1-38.

MROZINSKA, T. (1985): Oedogoniophyceae: Oedogoniales. – In: Ettl, H.; Gärtner, G.; Heyning, H.; Mollehnauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 14. Fischer, Jena, 624 S.

PRINTZ, H. (1964): Die Chaetophorales der Binnengewässer. Hydrobiologia 24: 1-376.

STARMACH, K. (1972): Chlorophyta III – In: Starmach, K. (Hrsg.): Flora słodkowodna Polski, T 10, Polska Akademia Nauk, Warszawa, 750 S.

VAN DEN HOEK, C. (1963): Revision of the European species of *Cladophora*. Leiden, reprint 1976 Koeltz Science Publishers Königstein, 248 S.

Zieralgen, Jochalgen, Klebsormidiales, Coleochaetales (Charophyceae)

Vgl. auch PRINTZ (1964), SIMONS et al. (1999) sowie JOHN et al. (2002) in der gruppenübergreifenden Literatur

COESEL, P.M. (1982): De Desmidiaceen van Nederland, Bd. 1: Fam. Mesotaeniaceae, Gonatozygaceae, Peniaceae. Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Utrecht, 32 S.

COESEL, P.M. (1983): De Desmidiaceen van Nederland, Bd. 2: Fam. Closteriaceae. Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Utrecht, 49 S.

- COESEL, P.M. (1985): De Desmidiaceen van Nederland, Bd. 3: Fam. Desmidiaceae (1). Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Utrecht, 70 S.
- COESEL, P.M. (1991): De Desmidiaceen van Nederland, Bd. 4: Fam. Desmidiaceae (2). Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Utrecht, 88 S.
- COESEL, P.M. (1994): De Desmidiaceen van Nederland, Bd. 5: Fam. Desmidiaceae (3). Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Utrecht, 52 S.
- COESEL, P.M. (1997): De Desmidiaceen van Nederland, Bd. 6: Fam. Desmidiaceae (4). Stichting Uitgeverij Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Utrecht, 93 S.
- CROASDALE, H. & FLINT, E.A. (1986): Flora of New Zealand, Desmids, V. I. Government Printer, Wellington, New Zealand, 133 S.
- CROASDALE, H. & FLINT, E.A. (1988): Flora of New Zealand, Desmids, V. II. DSIR, Botany Division, Christchurch, New Zealand, 147 S.
- CROASDALE, H.; FLINT, E.A.; RACINE, M.M. (1994): Flora of New Zealand, Desmids, III. Manaaki Whenua Press, Lincoln, New Zealand, 218 S.
- FÖRSTER, K. (1982): Conjugatophyceae, Zygnematales und Desmidiales (excl. Zygnemataceae). In: HUBER-PESTALOZZI, G. (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers. Die Binnengewässer Bd. XVI, 8. Teil, 1. Hälfte. Schweizerbart, Stuttgart, 543 S. (bezieht sich vor allem auf planktische Formen)
- KADŁUBOWSKA, J.Z. (1984): Chlorophyta VIII, Zygnemales. – In: Ettl, H.; Gärtner, G.; Heynig, H.; Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 16. Fischer, Stuttgart, 532 S.
- LENZENWEGER, R. (1996): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 1. In: Cramer, J. (Hrsg.): Bibliotheca Phycologica 101, Stuttgart, 162 S.
- LENZENWEGER, R. (1997): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 2. In: Cramer, J. (Hrsg.): Bibliotheca Phycologica 102, Stuttgart, 216 S.
- LENZENWEGER, R. (1999): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 3. In: Cramer, J. (Hrsg.): Bibliotheca Phycologica 104, Stuttgart, 218 S.
- LENZENWEGER, R. (2003): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 4. In: Cramer, J. (Hrsg.): Bibliotheca Phycologica 110, Stuttgart, ca. 90 S.
- LOKHORST, G.M. (1996) : Comparative Taxonomic studies on the Genus *Klebsormidium* (Charophyceae) in Europe. Fischer, Stuttgart, 132 S.
- RŮŽIČKA, J. (1977): Die Desmidiaceen Mitteleuropas, Bd. 1.1. Schweizerbart, Stuttgart.
- RŮŽIČKA, J. (1981): Die Desmidiaceen Mitteleuropas, Bd. 1.2. Schweizerbart, Stuttgart.