

Benthische Algen ohne Diatomeen und Characeen Feldführer

[LANUV-Arbeitsblatt 2](#)



**Benthische Algen ohne Diatomeen und Characeen
Feldführer**

LANUV-Arbeitsblatt 2

Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen
aktualisierte Neuauflage Recklinghausen 2009

IMPRESSUM

Herausgeber: Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen (LANUV NRW)
Leibnizstraße 10, 45659 Recklinghausen
Telefon 02361 305-0
Telefax 02361 305-3215
E-Mail: poststelle@lanuv.nrw.de

Dieser Feldführer wurde im Auftrag des Landesamtes für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen erarbeitet. Die vorliegende Fassung ist eine aktualisierte Neuauflage der Erstausgabe von 2007.

Autoren: Dr. Antje Gutowski, Dr. Julia Foerster
AlgaLab, Hohenkampsweg 25, 28355 Bremen, www.algalab.de
E-Mail: a.gutowski@t-online.de, julia.foerster@lfu.bayern.de

Projektleitung: Dr. Ilona Arndt-Dietrich, LANUV NRW

Bildnachweis: S. 89

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
• WDR-Videotext Tafeln 177 bis 179

Bereitschafts-
dienst: Nachrichtenbereitschaftszentrale des LANUV NRW
(24-Std.-Dienst): Telefon 0201 714488

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

Vorwort

Zur Bewertung des ökologischen Zustandes der Fließgewässer nach EG-Wasserrahmenrichtlinie sind verschiedene biologische Komponenten heranzuziehen. So müssen neben den aquatischen Kleintieren (Makrozoobenthos) und Makrophyten nun auch die Aufwuchsalgen (Phytobenthos) bei der Beurteilung berücksichtigt werden. Allerdings erfordert die Bearbeitung dieser Komponente wegen ihrer enormen Artenvielfalt einen besonders hohen Spezialisierungsgrad. Unterschiedliche Arbeitstechniken für die systematisch verschiedenen Algengruppen bedingen zudem, dass das Phytobenthos nach dem neu entwickelten Bewertungsverfahren in die beiden Teilkomponenten „benthische Diatomeen“ (Kieselalgen) und das verbleibende „Phytobenthos ohne Diatomeen“, kurz PoD, gegliedert wird.

Das „Phytobenthos ohne Diatomeen“ ist in Deutschland kaum erforscht und blieb bisher bei der biologischen Gewässeruntersuchung unbeachtet. Diesem mangelnden Kenntnisstand musste durch eine wissenschaftlich fundierte und zugleich praxisorientierte Arbeitsanleitung abgeholfen werden. Dem Anwender steht nun das notwendige Handwerkszeug für die Bearbeitung des PoD zur Verfügung. Der Feldführer (LANUV-Arbeitsblatt 2) stellt das makroskopische Erscheinungsbild im Gelände in den Vordergrund, damit die Algenbestände differenziert erkannt und beprobt werden können. Die Bestimmungshilfe (LANUV-Arbeitsblatt 9) behandelt die mikroskopischen Feinstrukturen, um die relevanten Zeigerarten im Labor sicher zu bestimmen.

Der vorliegende Feldführer informiert grundlegend über das Vorkommen des „Phytobenthos ohne Diatomeen“ in den Fließgewässern Deutschlands und dessen Systematik. Besonders die zahlreichen Abbildungen zeigen dem Praktiker sehr anschaulich die vielfältigen Erscheinungsformen im Gelände. Algenbelege lassen sich ohne optische Hilfsmittel bereits im Feld u. a. durch Wuchs- oder Lagerformen, Farbe und Geruch unterscheiden. Dies ist eine wesentliche Voraussetzung für die qualifizierte Probenahme, bei der alle im Gewässer lebenden Arten zu beachten sind. Schließlich wird die Methode der Probenahme detailliert dargestellt, damit im Hinblick auf die Qualitätssicherung der Untersuchungsergebnisse ein einheitliches Vorgehen gewährleistet ist.

Den Autorinnen sowie allen Mitwirkenden danke ich für die Pionierarbeit, die mit der Erstellung dieses Arbeitsblattes verbunden war. Dem Feldführer für das „Phytobenthos ohne Diatomeen“ wünsche ich eine weite Verbreitung und hoffe, dass er die praktische Arbeit im Bereich des Gewässerschutzes unterstützt.



Dr. Heinrich Bottermann
Präsident des
Landesamtes für Natur,
Umwelt und Verbraucherschutz
Nordrhein-Westfalen

Danksagung

Unser Dank gilt allen, die uns bei der Abfassung dieses Feldführers unterstützt haben.

An erster Stelle ist dabei Herr Prof. Dr. Dieter Mollenhauer zu nennen, der uns für diesen schwierigen Bereich in der Algenforschung begeistert hat und uns nun schon seit vielen Jahren mit Rat und Tat beisteht. Herr Dr. Peter Pfister hat uns in die Praxis der Erkennung der benthischen Algen eingeführt. Für die Unterstützung durch stete Gesprächsbereitschaft über benthische Algen danken wir Herrn Prof. Dr. Ludwig Kies, Herrn Prof. Dr. Günther Friedrich, Herrn Dr. Diedrich Backhaus und Frau Dr. Johanna Knappe.

Die Besonderheit dieses Feldführers liegt in den reich bebilderten Darstellungen der makroskopisch sichtbaren Algenvorkommen. Diese konnten nur aus langjähriger Beschäftigung mit den Algen und ihren Erscheinungsformen im Gelände geschöpft werden. Viele Bilder entstammen unserer eigenen Arbeit, aber es war für uns von unschätzbarem Wert, dass uns auch Freunde und Kollegen ihre gesammelten Bilder zur Verfügung gestellt haben. Dafür danken wir insbesondere Frau Prof. Dr. Ursula Geissler, Herrn Prof. Dr. Dieter Mollenhauer, Herrn Prof. Dr. Ludwig Kies, Herrn Prof. Dr. Günther Friedrich, Herrn Dr. Diedrich Backhaus, Herrn Dr. Peter Pfister, Herrn Dr. Roland Bengtsson, Herrn Prof. Dr. Burkhard Büdel, Herrn Dr. Klaus van de Weyer, Herrn Prof. Dr. Hans Preisig, Herrn Prof. Dr. Eugen Rott, Herrn Wolf-Henning Kusber, Herrn Florian Freymann und Frau Birgit Daniel.

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	7
2. Charakteristika benthischer Algen	10
3. Systematisch-taxonomische Klassifizierung	12
3.1 Blaualgen (Nostocophyceae, Cyanoprokaryota, Cyanobacteria, Cyanophyceae)	14
3.2 Rotalgen (Bangio- und Florideophyceae)	16
3.3 Braunalgen (Fucophyceae, Phaeophyceae)	18
3.4 Goldalgen (Chrysophyceae)	19
3.5 Gelbgrünalgen (Tribophyceae, Xanthophyceae)	20
3.6 Augenflagellaten (Euglenophyceae)	21
3.7 Grünalgen (Trebouxiophyceae, Chlorophyceae, Ulvophyceae)	23
3.8 Zieralgen, Jochalgen, Klebsormidiales, Coleochaetales (Charophyceae)	27
4. Praxisrelevante Klassifizierungen für Probenahme und Bestimmung	29
4.1 Substrat	29
4.2 Farbe	31
4.3 Konsistenz	32
4.4 Geruch	32
4.5 Wuchs- und Lagerformen	32
5. Dokumentation der Wuchs- und Lagerformen	34
5.1 Wuchsform 1: Dünne, farbige Überzüge (max. 1 mm hoch)	34
5.1.1 <i>Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten</i>	34
5.1.2 <i>Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Feinsedimenten wie Sand, Schlamm u. dgl.</i>	38
5.1.3 <i>Sonderformen</i>	40
5.2 Wuchsform 2: Dickere, harte Krusten (höher als 1 mm)	41
5.2.1 <i>Dickere, harte Krusten auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten (kalkinkrustiert)</i>	41
5.3 Wuchsform 3: Endolithisch lebende Arten	42
5.4 Wuchsform 4: Mehrere mm dicke, weiche Überzüge oder kleine Büschelchen von sehr kurzen Fäden (< 1cm)	43
5.4.1 <i>Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten oder epiphytisch</i>	44
5.4.2 <i>Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten ebenso wie auf Feinsedimenten</i>	46
5.4.3 <i>Sonderform</i>	47

5.5 Wuchsform 5: Lange Fäden (länger als 1cm)	47
5.5.1 <i>Grüne Fäden, unverzweigt (Verzweigungen im Gelände nicht immer erkennbar)</i>	47
5.5.2 <i>Grüne Fäden, verzweigt (Verzweigung im Gelände nicht immer erkennbar)</i>	49
5.5.3 <i>Andersfarbige Fäden</i>	51
5.6 Wuchsform 6: Netzförmiges Geflecht	54
5.7 Wuchsform 7: Röhrenförmige bis flächige Thalli	55
5.8 Wuchsform 8: Gelatinöse Formen	57
5.8.1 <i>Gelatinöse Formen auf Hartsubstraten</i>	57
5.8.2 <i>Gelatinöse Formen auf verschiedenen Substraten, auch epi- und metaphytisch</i>	60
5.8.3 <i>Gelatinöse Formen auf feuchter Erde (z.B. neben dem Gewässer)</i>	63
5.8.4 <i>Verwechslungsmöglichkeit</i>	63
5.9 „Wuchsform 9“: Makroskopisch nicht erkennbare Formen	64
5.9.1 <i>Epiphytische Organismen</i>	64
5.9.2 <i>Metaphytische Organismen</i>	65
5.10 Sonderformen benthischer Algen	65
6. Probenahme	68
6.1 Ablauf einer Probenahme	69
6.2 Beispiele für die Probenahme	73
6.2.1 <i>Bäche und kleinere Fließgewässer, die gut begehbar sind</i>	73
6.2.2 <i>Größere Fließgewässer, die nur teilweise begehbar sind</i>	76
7. Ausblick: Erstellung des Gesamtbefundes	78
8. Andere Probenahmeverfahren	80
9. CEN-Norm	80
10. Zusammenfassung	81
11. Literatur	82
11.1 Allgemeine Literatur	82
11.2 Bestimmungsliteratur	84
12. Quellenverzeichnis	89

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)



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 Armelechteralgen (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 Armelechteralgen 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 PoD 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 biologischen Qualitätskomponenten zu bewerten. Dabei wird das Phytobenthos ausdrücklich als Teil der Komponente „Makrophyten und Phytobenthos“ genannt. Zur Umsetzung der Wasserrahmenrichtlinie wurde in den letzten Jahren für die Komponente Makrophyten und Phytobenthos ein erstes Fließgewässertyp-spezifisches Bewertungsverfahren für Deutschland entwickelt

(PHYLIB-Projekt, SCHAUMBURG et al. 2004, 2005a, 2005b). In diesem Projekt wurde das Phytobenthos in die Teilmodule benthische Diatomeen und „übriges“ Phytobenthos ohne Diatomeen und Charales gegliedert. Das letztgenannte Teilmodul wird heute auch als „Phytobenthos ohne Diatomeen“ (PoD) bezeichnet. 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 PoD 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 des PoD 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 PoD 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. Der zweite Band baut auf den Feldführer auf, indem er die häufig auftretenden Taxa des PoD umfassend darstellt und durch einen vorangestellten Schlüssel die Bestimmung des Algenmaterials bei der mikroskopischen Analyse ermöglicht. Jedoch kann in beiden Werken nur ein Teil der benthischen Algen dargestellt werden.

Die Methoden der Probenahme für die Teilkomponente PoD wurden im Rahmen des PHYLIB-Projektes entwickelt, das unter der Leitung des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft stand und durch das BMBF und die Länderarbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA) gefördert wurde (SCHAUMBURG et al. 2004, 2005a, 2005b). Informationen dazu sind in Form einer Handlungsanweisung (http://www.lfu.bayern.de/wasser/forschung_und_projekte/phylib_deutsch/verfahrensanleitung/index.htm) über das Internet 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 PoD 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 Bestimmungsliteratur 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. 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.

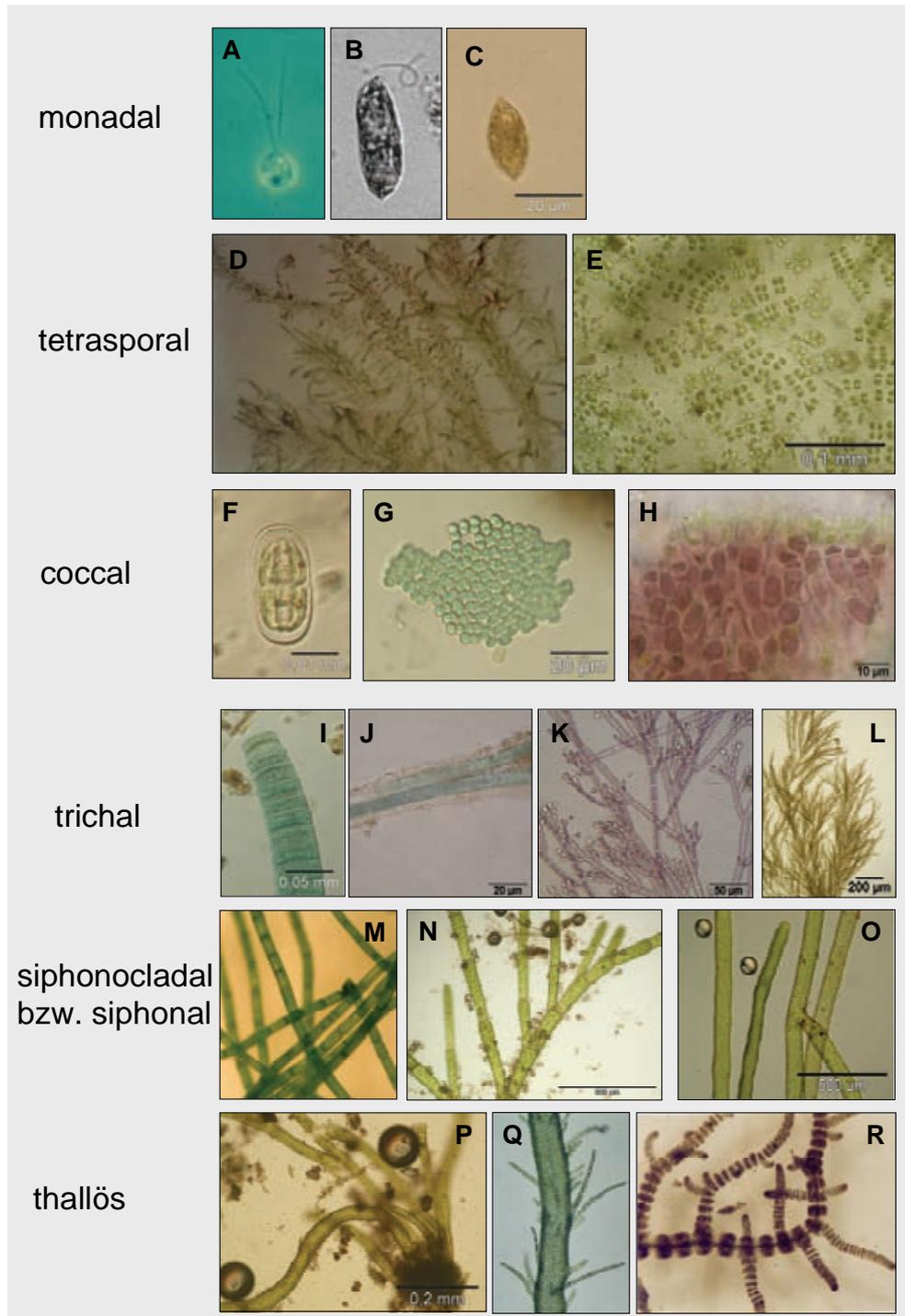


Abbildung 5: A. - C. monadal, A. *Chlamydomonas* (Foto: U. Geissler, 1000 fach), B. *Phacus granum* (1000 fach, Lugol), C. *Euglena pisciformis* (Lugol); D. und E. tetrasporal, *Tetraspora gelatinosa* (D. 40 fach, E. 100 fach, E. Formol); F. – H. coccal, F. *Actinotaenium cruciferum* (Lugol), G. *Microcrocis obvoluta* (Formol), H. *Chamaesiphon starmachii*; I. – L. trichal, I. *Oscillatoria princeps* (Formol), J. *Microcoleus vaginatus* (Formol), K. *Audouinella hermannii* (Formol), L. *Stigeoclonium* (Formol); M. – O. siphonocladal/siphonal, M. *Cladophora rivularis* (40fach), N. *Cladophora glomerata*, O. *Vaucheria*; P. – R. thallös, P. *Blidingia minima*, Q. *Enteromorpha* (Foto: L. Kies), R. *Batrachospermum* (Aufnahme unter Binokular)

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 thallos bezeichnet man ein Taxon mit einem spezifisch aufgebauten Vegetationskörper. So entstehen zum Beispiel flächige, schlauchförmige oder verzweigte Fäden mit wirteligen Verzweigungen (Bsp. Grünalpengattungen: *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, GREUTER et al. 2000). 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 „Blaualgen“ 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.

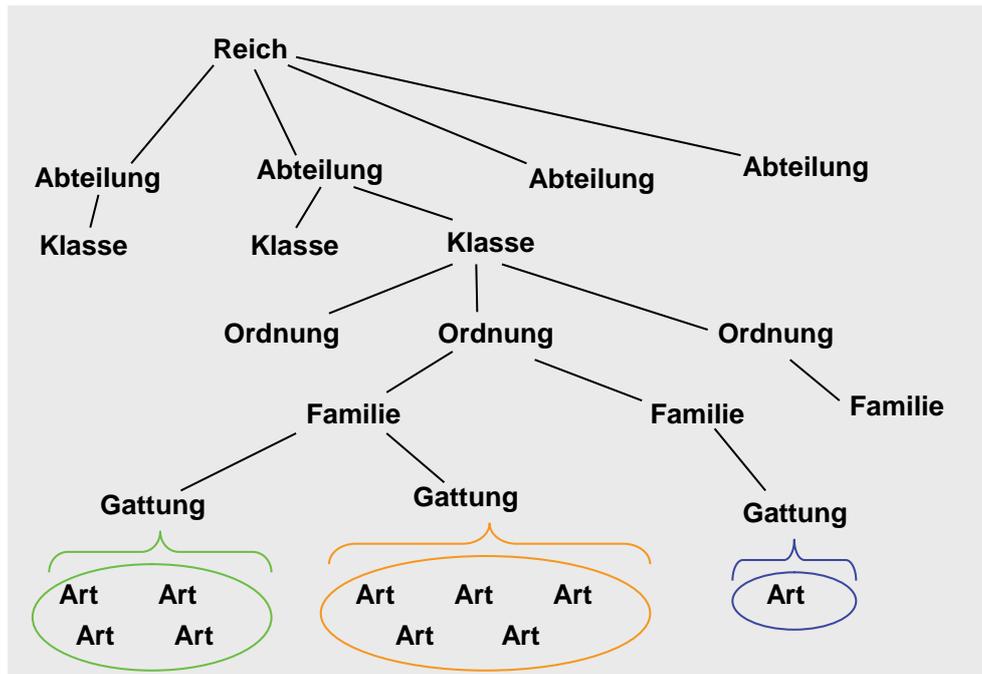


Abbildung 6: Hierarchisch aufgebautes Klassifikationssystem der Taxonomie

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 teilweise 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 Algen in der Ostsee wurde von PANKOW (1990) ein Bestimmungswerk erstellt.

3.1 Blaualgen (Nostocophyceae, Cyanoprokaryota, Cyanobacteria, Cyanophyceae)

Die stammesgeschichtlich 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 lichteinfangenden 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. 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. 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 Zellaggregate bildenden Blaualgen. Bei der Ordnung der Oscillatoriales sind alle fädigen Vertreter ohne Heterocytenbildung zusammengefasst. Manchmal können sich die Fäden durch Trennung des Fadens und erneutes Wachstum scheinbar verzweigen (Scheinverzweigung). Die Nostocales umfassen fadenförmige Vertreter, die häufig Heterocyten und Akineten ausbilden. Die Trichome der Stigonematales besitzen ebenfalls Heterocyten und Akineten und sind zusätzlich durch eine Längs- oder eine asymmetrische Teilung einer Zelle verzweigt (echte Verzweigung).

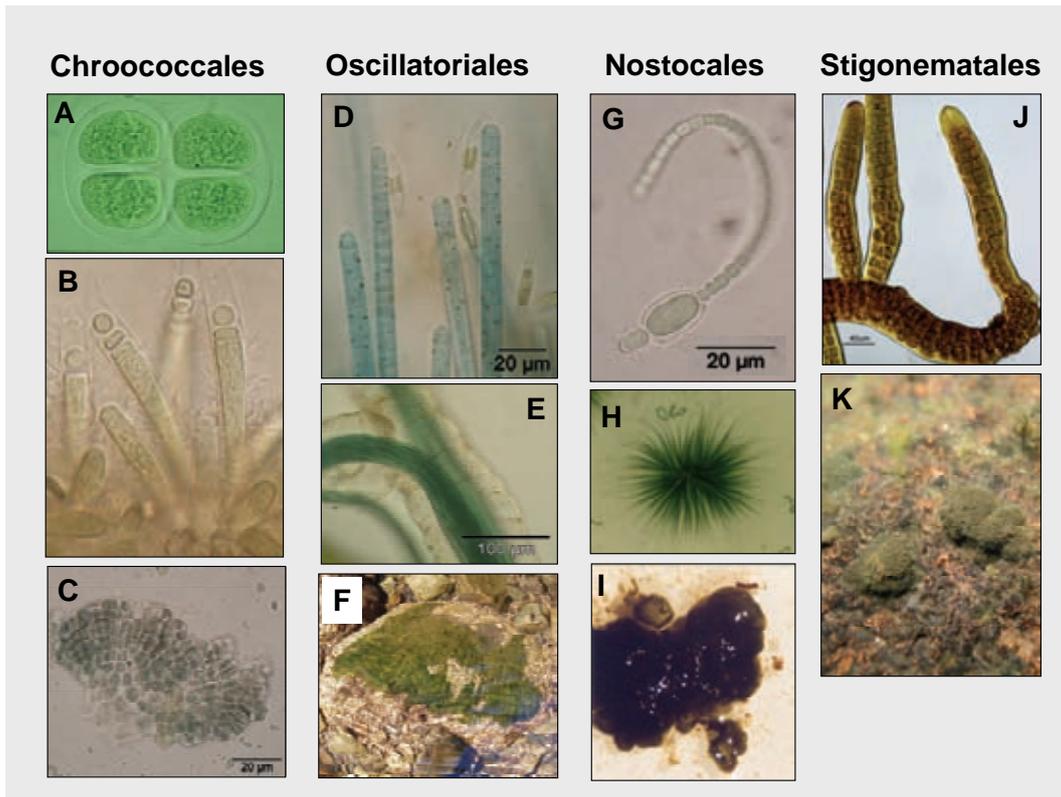


Abbildung 7: Beispiele verschiedener Blaualgen. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert. A. – C. Chroococcales, A. *Chroococcus* (Foto: U. Geissler, 1000 fach), B. *Chamaesiphon confervicolus* (1000 fach, Formol), C. *Pleurocapsa minor* (1000 fach, Formol); D. – F. Oscillatoriales, D. *Oscillatoria simplicissima* (Formol), E. *Microcoleus vaginatus* (Formol), F. *Phormidium autumnale*, Lager auf Stein (Makro); G. – I. Nostocales, G. *Cylindrospermum muscicola* (Formol), H. *Gloeotrichia echinulata* (Foto: B. Büdel), I. *Nostoc parmelioides* (6,7 fach), J. und K. Stigonematales, J. *Stigonema mammilosa* (Foto: R. Bengtsson), K. *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. Einige Blaualgenstämme können Toxine bilden, die entweder Hautreizungen hervorrufen oder bei der Aufnahme in den Körper (z.B. durch Verschlucken von Wasser) als Nerven- und Lebergifte wirken können (CARMICHAEL 1994, CRONBERG et al. 2003). Massenentwicklungen von Blaualgen finden daher in der wasserwirtschaftlichen Praxis besondere Beachtung (CARMICHAEL 1994, CHORUS & BARTRAM 1999, HALLEGRAEFF et al. 2003). Bisher wurde die Toxinbildung vor allem an planktischen Blaualgen untersucht. Hier sind nachweislich mehrere Stämme in der Lage, Toxine zu bilden. Meist sind Tiere, die verunreinigtes Wasser trinken, davon betroffen. Über die Toxinproduktion benthischer Blaualgen ist vergleichsweise weniger bekannt (EDWARDS et al. 1992, MEZ et al. 1997, CRONBERG et al. 2003, GUGGER et al. 2005).

Bei der Fixierung und Lagerung der Proben verändern sich einige der zur Identifikation notwendigen Merkmale. Daher 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: In der Süßwasserflora von Mitteleuropa sind die aktuellen Revisionen der Chroococcales und Oscillatoriales von KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS (1998, 2005) veröffentlicht. Für die Nostocales und Stigonematales gibt es zur Zeit noch keine neueren 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 diese Gruppen muss daher auf die Arbeit von GEITLER (1932) aus der Rabenhorst'schen Kryptogamenflora von Deutschland zurückgegriffen werden. Dieses grundlegende Werk ist nach wie hilfreich, da es die einzige Arbeit in deutscher Sprache ist, in der alle Taxa der Blaualgen zusammengefasst sind. Allerdings müssen die Zuordnungen der Arten zu höheren taxonomischen Ebenen anhand aktueller Literatur überprüft werden. Als umfassendes Werk steht in polnischer Sprache die Blaualgenflora von STARMACH (1966) zur Verfügung. In neuerer Zeit sind einige reich bebilderte Werke erschienen (CRONBERG & ANNADOTTER 2006, HINDÁK 2008), die ausgewählte Taxa anschaulich präsentieren. Die makroskopisch auffälligen Arten der Gattung *Nostoc* werden von MOLLENHAUER et al. (1999) dargestellt. Weitere Spezialliteratur wird im Anhang genannt.

3.2 Rotalgen (Bangio- und Florideophyceae)

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*, *Lemanea* und *Paralemanea* sehen gleich aus.

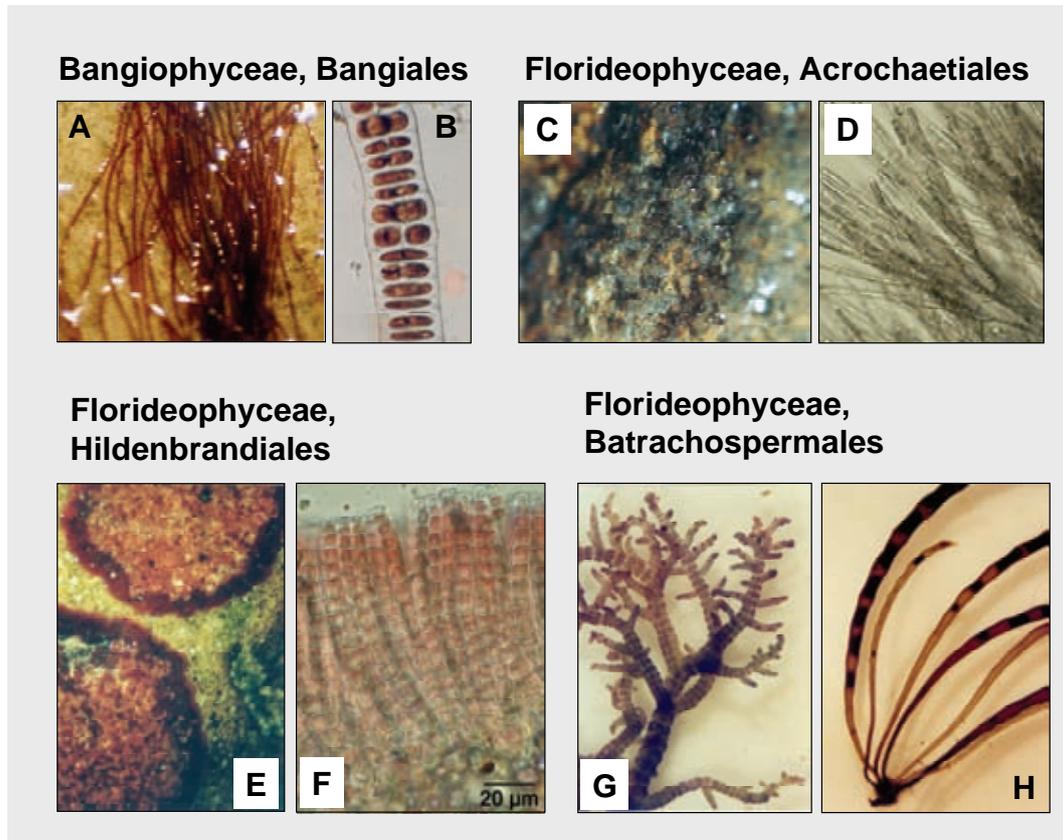


Abbildung 8: Beispiele verschiedener Rotalgen. Die Arten sind nach den Klassen und Ordnungen gruppiert. A. und B. *Bangia atropurpurea* (40 fach und 400 fach); C. und D. *Audouinella chalybaea* (18 fach und 200 fach, D. Formol), E. und F. *Hildenbrandia rivularis* (6,7 fach und 1000 fach), G. *Batrachospermum* (10 fach), H. *Lemanea* oder *Paralemanea* (6,7 fach, Lugol)

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. 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 empfiehlt sich das Buch von ELORANTA & KWANDRANS (2007). Die Kompilation der Süßwasserrotalgen der Welt von KUMANO (2002) ist 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 der Roten Liste (KNAPPE et al. 1996) sind nur 5 Süßwasserbraunalgentaxa genannt, deren Gefährdungsgrad auf Grund ihrer Seltenheit meist nicht eingeschätzt werden konnte.

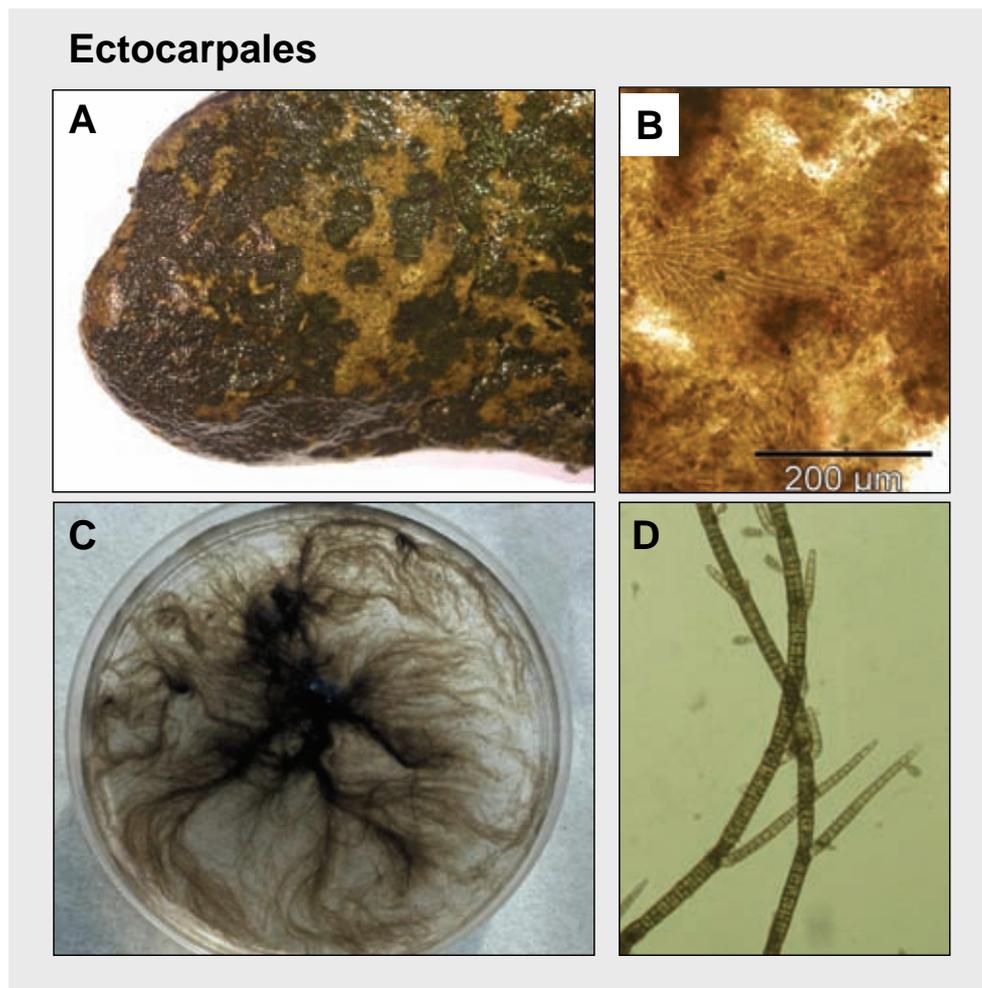


Abbildung 9: Beispiele verschiedener Braunalgen (bei den benthischen, limnischen Braunalgen ist nur eine Ordnung vertreten). A. und B. *Heribaudiella fluviatilis* (Makro und Detail), C. und D. *Ectocarpus siliculosus* (Makro und Detail, C. Foto: U. Geissler)

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).

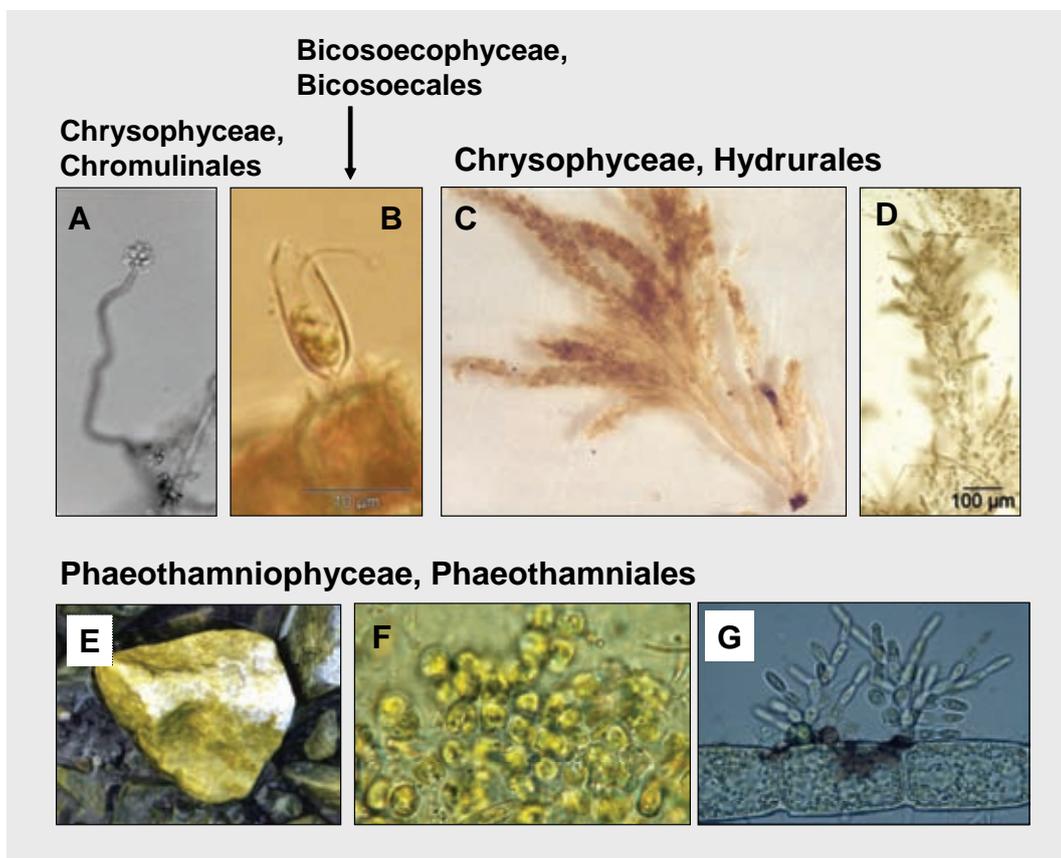


Abbildung 10: Beispiele verschiedener Goldalgen. Die Arten sind nach Klassen und Ordnungen gruppiert. A. *Anthophysa vegetans* (400 fach), B. *Derepyxis amphora* (Lugol, 1000 fach), C. und D. *Hydrurus foetidus* (Formol, C. unter Binokular, D. 100 fach), E. und F. *Phaeodermatium rivulare* (E. Makro, Foto: P. Pfister, F. 400 fach, Foto: D. Backhaus), G. *Phaeothamnion* (400 fach, Foto: L. Kies)

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)

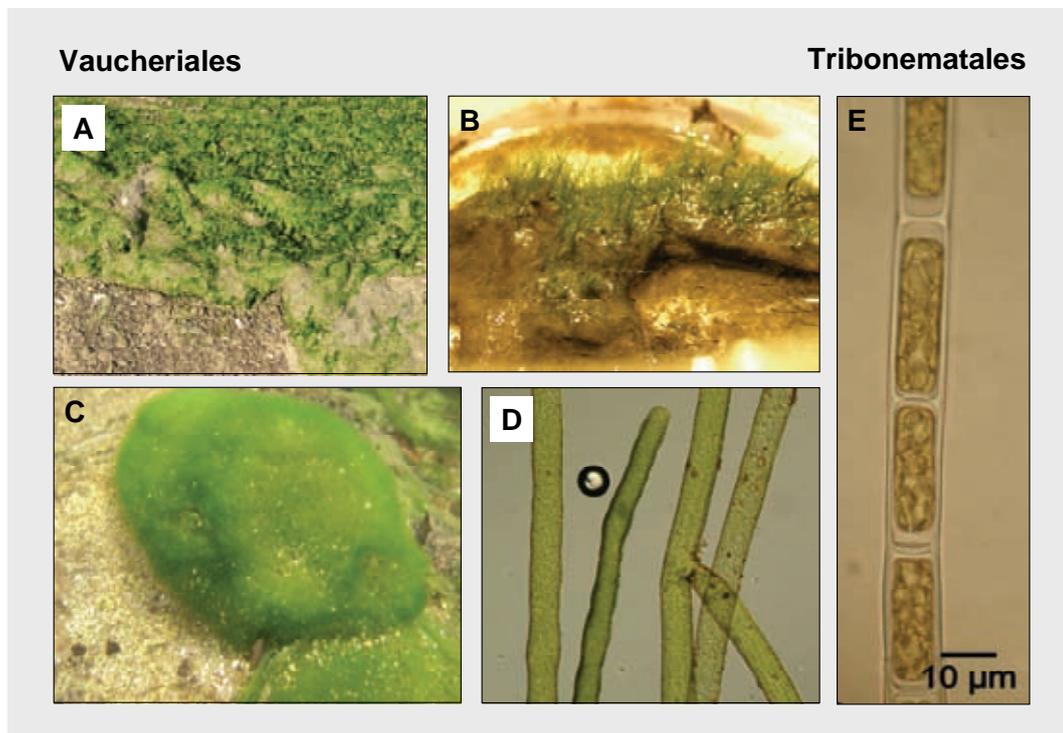


Abbildung 11: Beispiele verschiedener Gelbgrünalgen. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert. A. - D. *Vaucheria*, A. Algent Teppich am Ufer bei Niedrigwasserstand, B. aufstrebende Fäden aus dem Algent Teppich, C. Polster im strömenden Wasser (Unterwasseraufnahme), D. Einzelfäden im Mikroskop (100 fach), E. *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 Reservestoffe durch Jodjodkalium nicht eingefärbt.

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 sexuelle Fortpflanzungsorgane (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 Namen 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) verwendet. 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 erschiene Atlas of Euglenophytes von WOŁOWSKI & HINDÁK (2005) bietet ausgiebiges Bildmaterial zu einigen Taxa. Die Systematik dieser Gruppe ist zur Zeit im Fluss, da aufgrund von Genanalysen die Zugehörigkeit der Arten zu den Gattungen neu geordnet wird (MARIN et al. 2003).

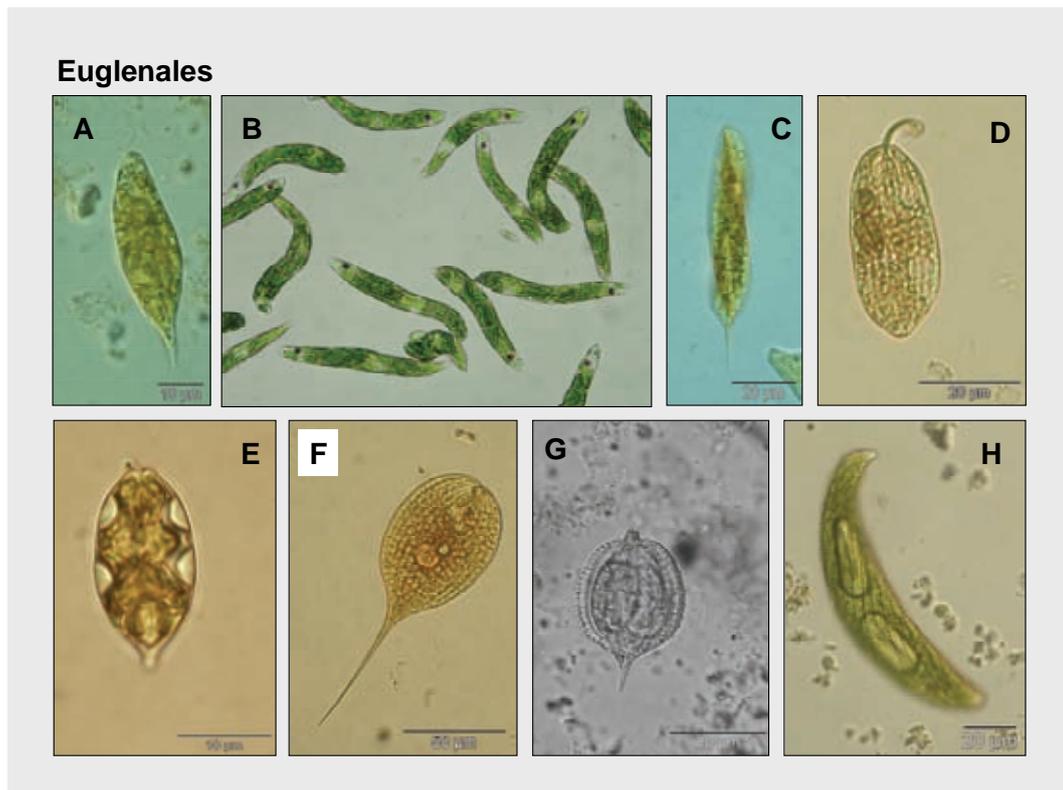


Abbildung 12: Beispiele verschiedener Augenflagellaten. Die Arten sind einer Ordnung zugeordnet. A. *Euglena viridis* (Lugol), B. *Euglena intermedia* (Foto: L. Kies), C. *Euglena tripteris* (*Lepocinclis tripteris*), D. *Entosiphon* (Lugol), E. *Lepocinclis steinii* var. *suecicus* (Lugol), F. *Phacus longicauda* (Lugol), G. *Phacus monilatus* var. *suecicus*, H. *Lepocinclis fusca* (*Euglena fusca*) (Formol)

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 Blatt-ähnliche 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.

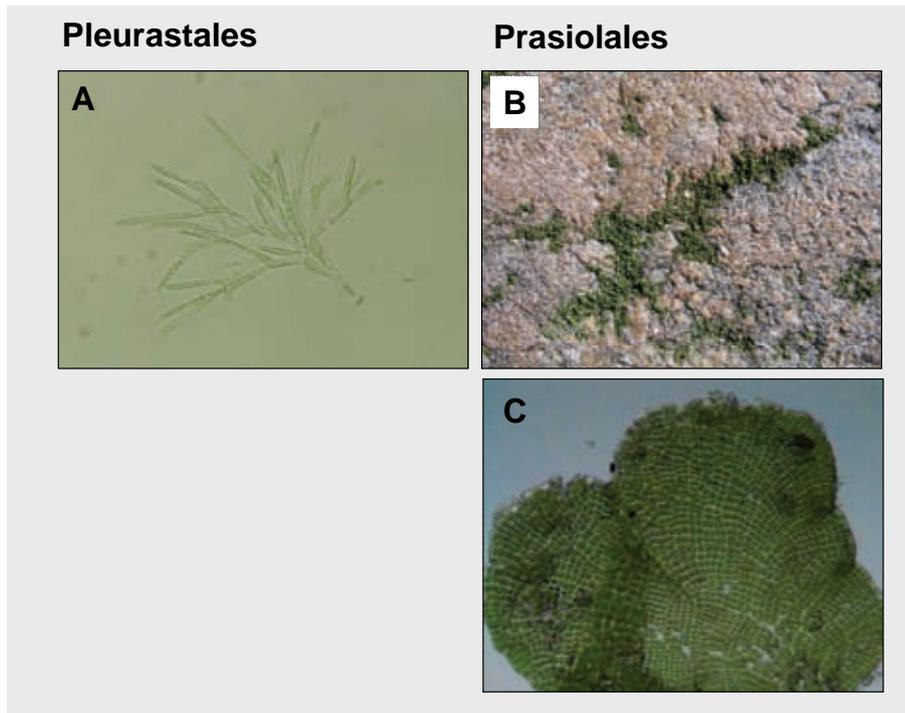


Abbildung 13: Beispiele verschiedener Trebouxiophyceae. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert. A. *Microthamnion kuetzingianum* (400 fach), B. *Prasiola* auf Stein (Makro, Foto: R. Bengtsson), C. *Prasiola furcina* (Foto: R. Bengtsson)

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).

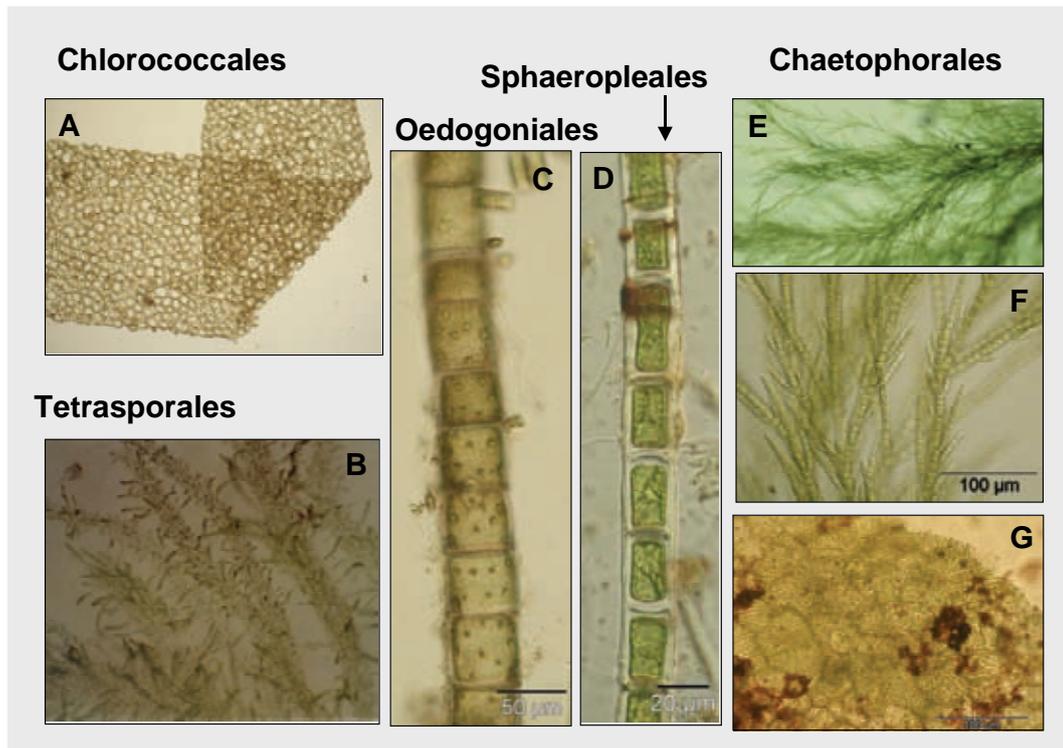


Abbildung 14: Beispiele verschiedener Chlorophyceae. Die Arten sind nach den Ordnungen gruppiert. A. *Hydrodictyon reticulatum* (40 fach, Lugol), B. *Tetraspora gelatinosa* (40 fach), C. *Oedogonium* (Formol), D. *Microspora amoena* (Formol), E. und F. *Stigeoclonium* (E. Foto: D. Mollenhauer, 100 fach), G. *Stigeoclonium farctum*, Basis

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 thallös organisierte Gattungen, die breite, aus mehreren Zellreihen bestehende Fäden bzw. parenchymatische (gewebeartige) flächige Thalli ausbilden. In Fließgewässern kommen vor allem Arten der Gattung *Enteromorpha* vor, die nach aktuellen Untersuchungen (HAYDEN et al. 2003) zur marin verbreiteten Gattung *Ulva* gezählt werden sollte. Einige dieser Arten zeigen eine Salzbelastung an.

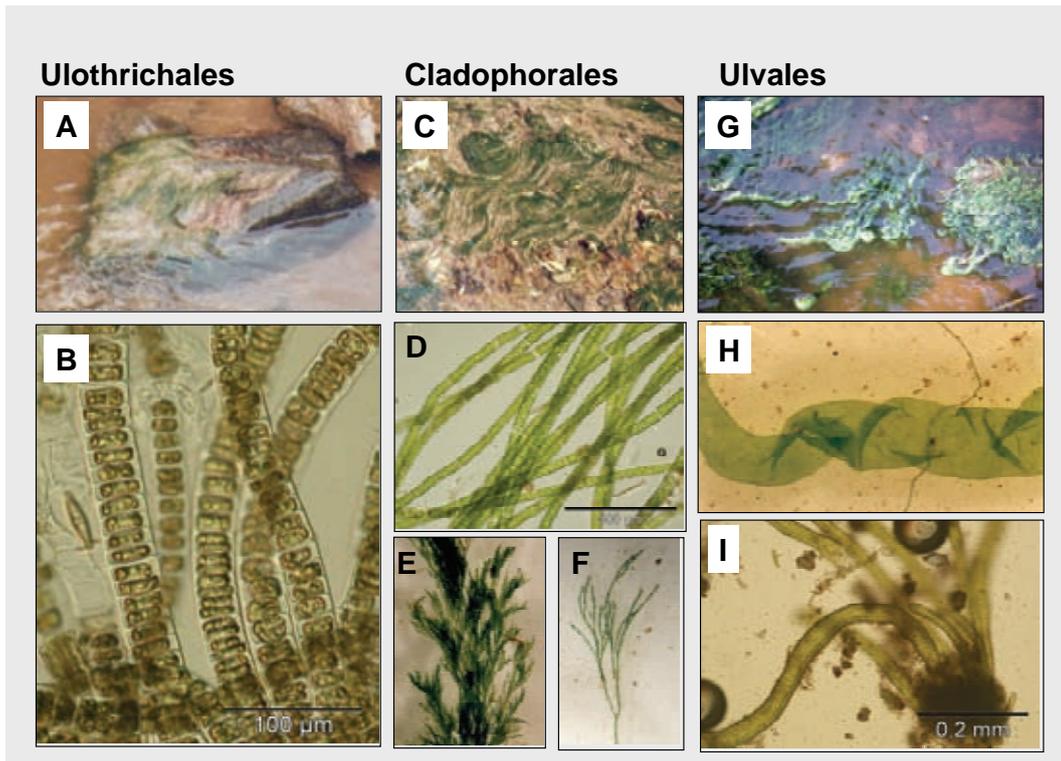


Abbildung 15: Beispiele verschiedener Ulvophyceae. Die Arten sind spaltenweise nach den Ordnungen gruppiert. A. und B. *Ulothrix zonata* (A. Makro, B. 200 fach, Formol), C. *Cladophora* (Makro), D. *Cladophora rivularis*, E und F. verschiedene Ausprägungen von *Cladophora glomerata* (stark verzweigte, büschelige und schwach verzweigte Form, beide Fotos 6,7 fach), G. und H. *Enteromorpha* (G. Makro, Foto: U. Geissler, H. Thallus, 6,7 fach), I. *Blidingia*

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)

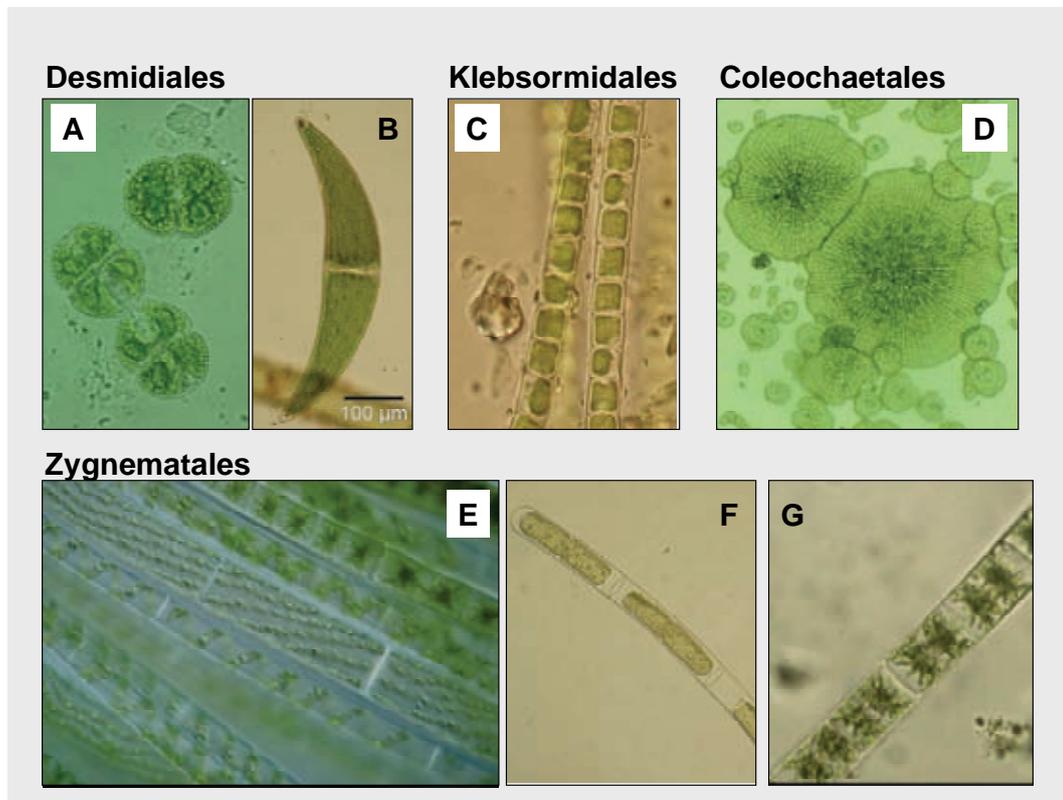


Abbildung 16: Beispiele verschiedener Charophyceae. Die Arten sind nach den Ordnungen gruppiert. A. *Cosmarium* (Foto: U. Geissler, 400 fach), B. *Closterium ehrenbergii*, C. *Klebsormidium flaccidum* (1000 fach, Formol), D. *Coleochaete* (Foto: D. Mollenhauer, Kulturmaterial, Scheiben ca. 1 mm im Durchmesser), E. *Spirogyra* und *Zygnema* (Foto: W. H. Kusber), F. *Mougeotia* (400 fach), G. *Zygnema* (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 PoD 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 Desmidiiales (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. Die Bearbeitung von RŮŽIČKA (1977, 1981) reicht für die meisten Bestimmungen der Taxa des PoD aus. Umfassender ist die Reihe von LENZENWEGER (1996, 1997, 1999, 2003) über die Desmidiaceen Österreichs. Die Desmidiaceen der Niederlande werden von COESEL & MEESTERS (2007) dargestellt. 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 hinsichtlich ihrer Erscheinungsformen 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, Phytton – 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.

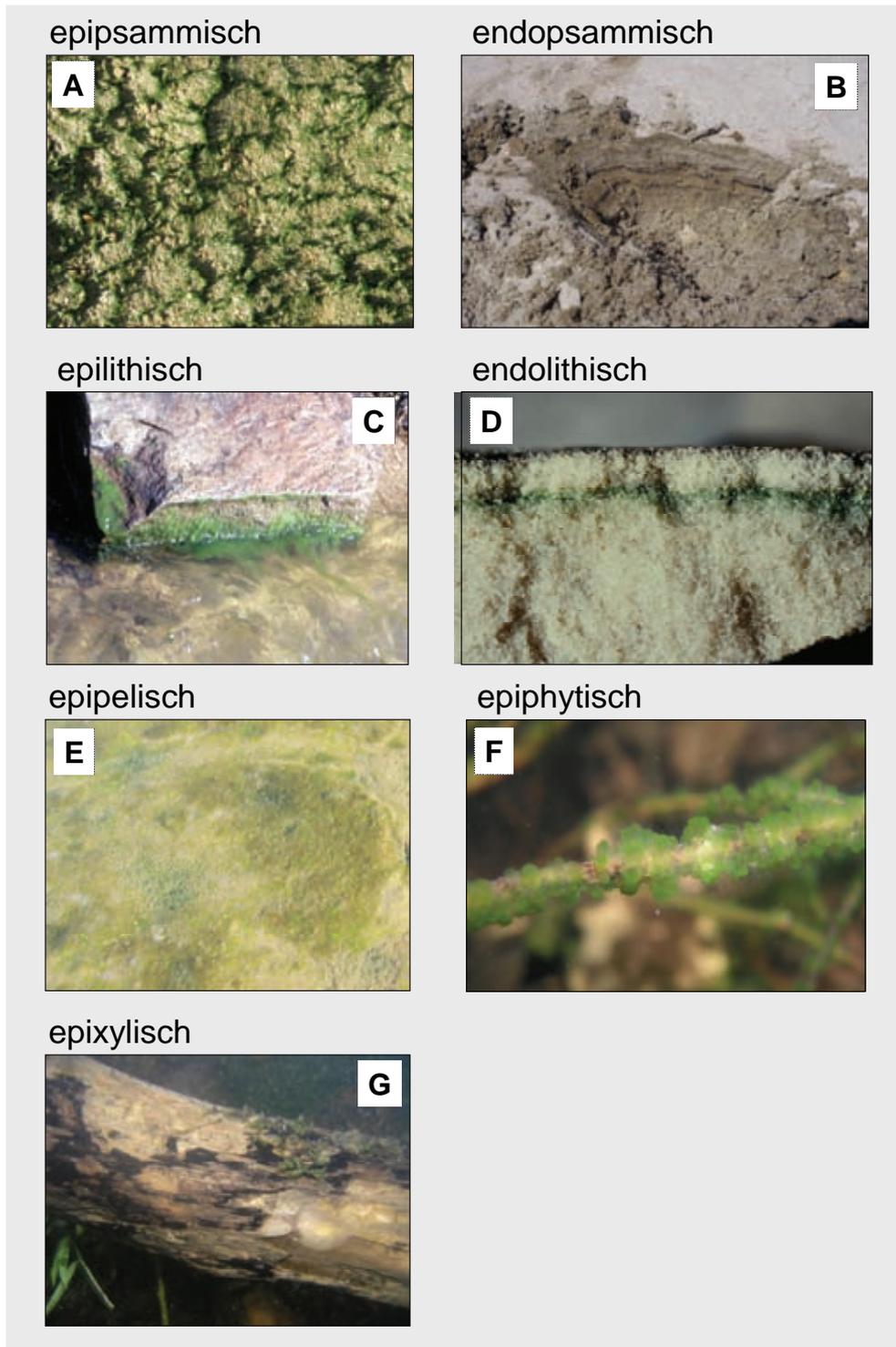


Abbildung 17: Besiedelung verschiedener Substrate, für weitere Erklärungen siehe Text (C. Foto: U. Geissler, D. Foto: B. Büdel, F. Foto: R. Bengtsson)

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.

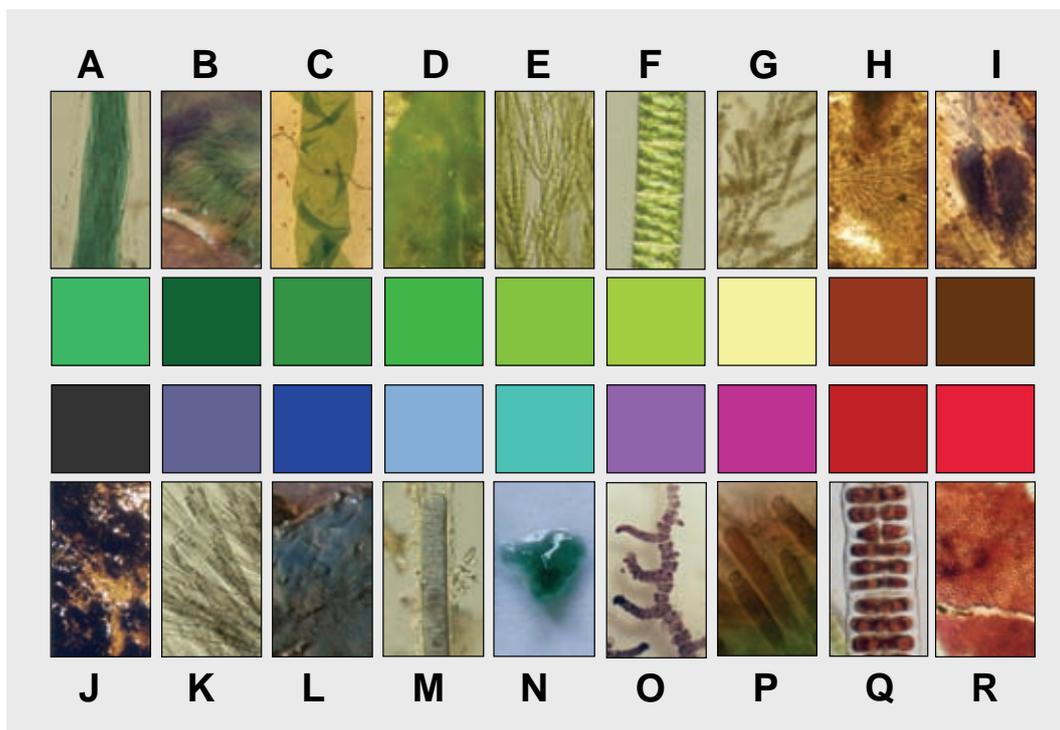


Abbildung 18: Beispielhafte Zusammenstellung der unterschiedlichen Färbungen der benthischen Algen (excl. Charales und Diatomeen), A. *Microcoleus vaginatus* (400 fach), B. *Cladophora glomerata* (Makro), C. *Enteromorpha* (6,7 fach), D. *Vaucheria* (Makro), E. *Stigeoclonium* (400 fach), F. *Spirogyra* (200 fach), G. *Hydrurus foetidus* (200 fach), H. *Heribaudiella fluviatilis* (200 fach), I. *Lemanea fluviatilis* (Makro), J. Chantransia-Stadien (Makro), K. *Audouinella chalybaea* (200 fach), L. *Phormidium* (Makro), M. *Lyngbya martensiana* (400 fach), N. *Aphanothece stagnina* (Makro), O. *Batrachospermum gelatinosum* (10 fach), P. *Chamaesiphon incrustans* (1000 fach), Q. *Bangia atropurpurea* (400 fach), R. *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 nur unwesentlich.

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*). Das Kriterium der Konsistenz hilft, 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. Chrysochyceae 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 PoD gut zu differenzieren und die verschiedenen Formen getrennt zu erfassen. In einer zusätzlichen Kategorie 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

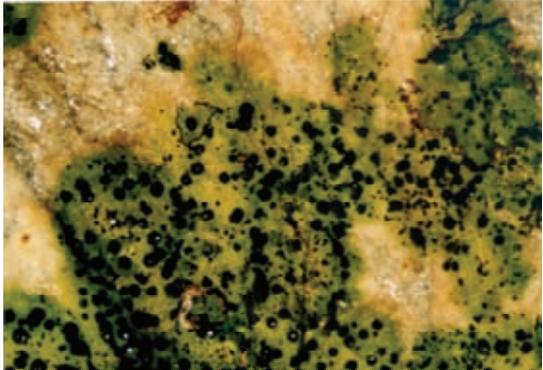
5.1 Wuchsform 1: Dünne, farbige Überzüge (max. 1 mm hoch)

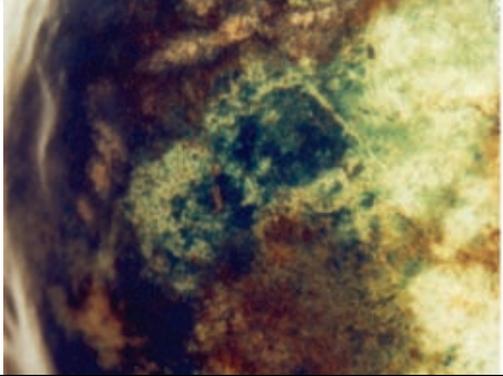
5.1.1 Dünne, glatte, farbige Überzüge auf Steinen oder vergleichbaren Hartsubstraten

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	

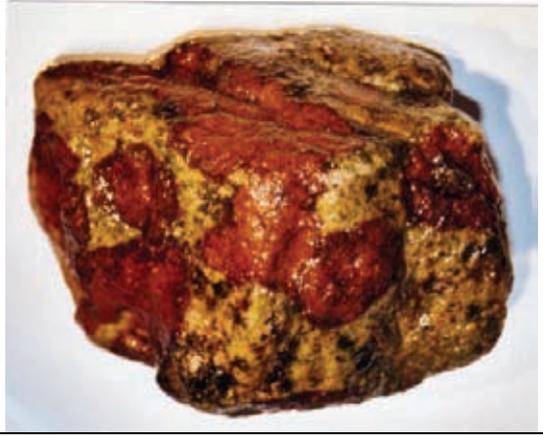
Beschreibung	Leuchtend türkisfarbene Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt	
Mögliche Taxa	<i>Phormidium corium</i> oder andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

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

Beschreibung	Dunkelgrüne bis blaugrüne Flecken oder Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Apatococcus</i> spp., <i>Pleurocapsa</i> spp. oder andere chroococcale, Lagerbildende Arten.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
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	

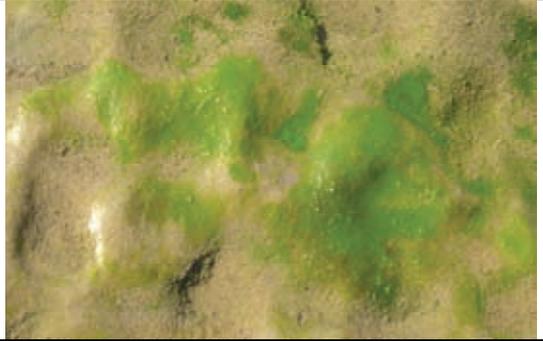
Beschreibung	Blaugrüne, braune, schwarze Überzüge	
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: weich, manchmal hautartig	
Mögliche Taxa	fädige Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	... Farbe und Konsistenz möglichst genau beschreiben ... genaue Lage (ober- oder unterhalb der Wasserlinie) notieren ...überprüfen, 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	

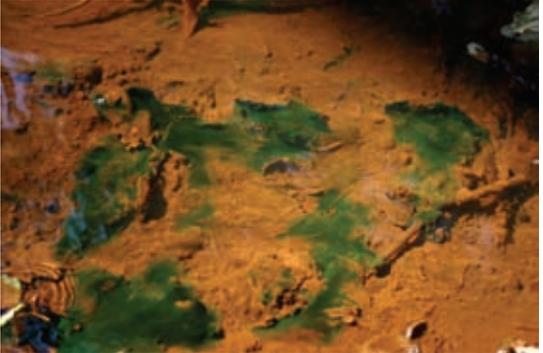
Beschreibung	Braune Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Oft auf denselben Steinen mit <i>Hildenbrandia</i> , eher an der Seite der Steine	
Mögliche Taxa	<i>Heribaudiella fluviatilis</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	... nur wenig Material entnehmen, da selten !	Foto: F. Freymann
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Rotbraune, nicht klar umgrenzte Flächen	
Zusätzliche Beschreibung	In flachen Bereichen bzw. am Ufer, toleriert Trockenfallen	
Mögliche Taxa	<i>Chamaesiphon polonicus</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
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	Oberes Foto: F. Freymann
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Blaugrüne bis schwarze, evtl. auch rotbraune Überzüge	 <p>Anmerkung: Blaualgenlager auf verockerter Gewässersohle, Foto: F. Freymann</p>
Zusätzliche Beschreibung	"Pelle" Konsistenz: hautartig, ledrig, oder samtig-weich	
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	 <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	

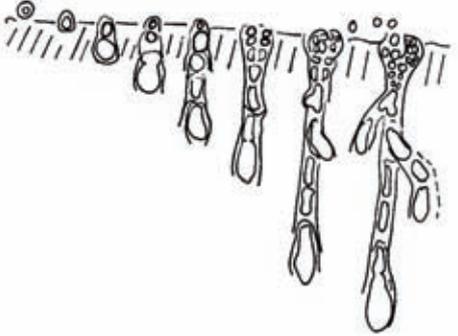
5.2 Wuchsform 2: Dickere, harte Krusten (höher als 1 mm)

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...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	Unteres Foto: P. Pfister

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...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	Oben: schematische Zeichnung des endolithischen Wachstums von <i>Hyella</i> , verändert nach GOLUBIĆ et al. (1985) in KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS (1999)

Beschreibung	In Kalkstein hineinbohrend	
Zusätzliche Beschreibung	Oberfläche der Steine blaugrün gefärbt, uneben	
Mögliche Taxa	<i>Leptolyngbya perforans</i> und andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Noch nicht	

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.

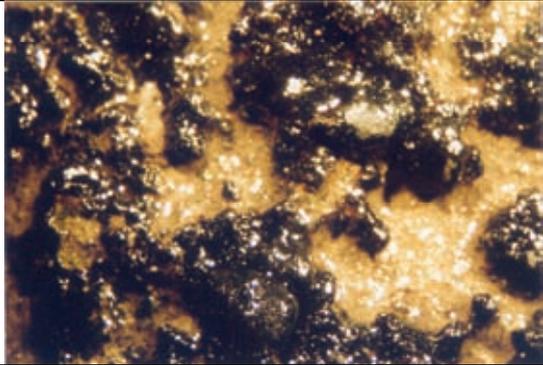


Abbildung 19: *Audouinella*-Bestand unter Wasser



Abbildung 20: *Audouinella*-Bestand nach Entnahme aus dem Gewässer (Foto: F. Freymann)

5.4.1 Dickere Überzüge oder Büschelchen auf Hartsubstraten oder epiphytisch

Beschreibung	Schwarze, leicht erhabene Fläche	
Zusätzliche Beschreibung	Fest, aber nicht mit Kalk inkrustiert	
Mögliche Taxa	<i>Audouinella</i> spp., <i>Chantransia</i> , <i>Pleurocladia</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	

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	Unteres Foto: 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...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	<p>Oberes Foto: E. Rott</p> <p>Unteres Foto: D. Mollenhauer, 100 fach</p>

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: F. Freymann
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>Zygodonium</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

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

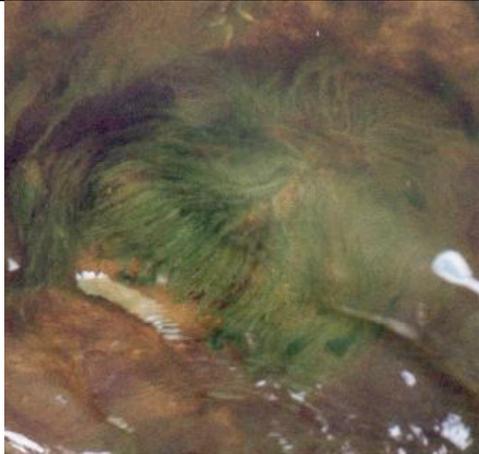
5.5.1 Grüne Fäden, unverzweigt (Verzweigungen im Gelände nicht immer erkennbar)

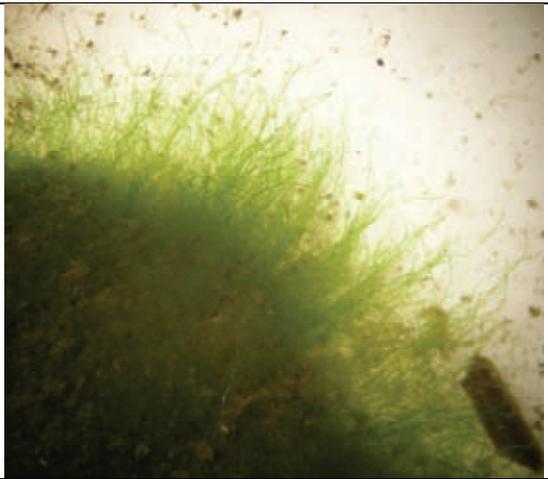
Beschreibung	Grüne Fäden, unverzweigt, aufschwimmend	 
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt bis schleimig, fragil	
Mögliche Taxa	Zygnematales, <i>Klebsormidium</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Unteres Foto: F. Freyemann
Für PHYLIB relevant?	Ja	

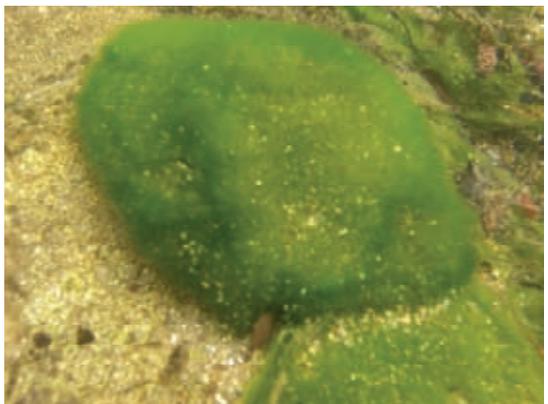
Beschreibung	Grüne Fäden, unverzweigt, im flachen Wasser und auch oberhalb der Wasserlinie	 
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: glatt bis schleimig, weich Oberhalb der Wasserlinie manchmal auffällige Kräuselstruktur	
Mögliche Taxa	<i>Klebsormidium</i> spp., <i>Microspora</i> spp., <i>Ulothrix</i> spp., <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>Aegagropila linnaei</i> (<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 Wellenschlagsbereich	
Mögliche Taxa	<i>Bangia atropurpurea</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Hier auf einem hölzernen Mühlenrad, Foto: G. Friedrich
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	

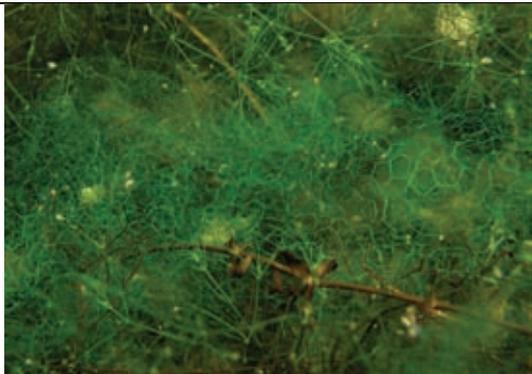
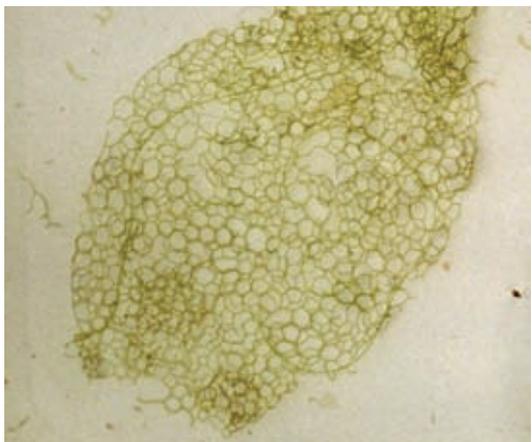
Beschreibung	Blau-graue flutende Fäden	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: blau-grau	
Mögliche Taxa	<i>Thorea</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: D. Mollenhauer, Foto unter Binokular
Für PHYLIB relevant?	Ja	

Beschreibung	Braun–graue Fäden	
Zusätzliche Beschreibung	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 das PoD 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	

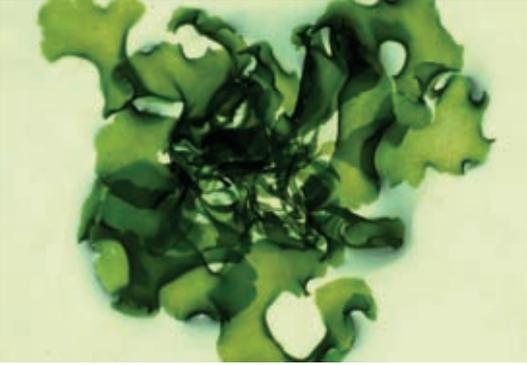
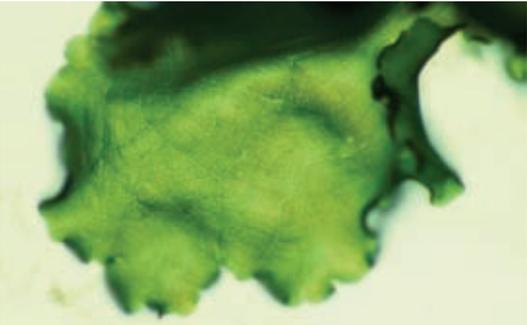
Beschreibung	Grüne oder braune, dicke, feste, starre Fäden	
Zusätzliche Beschreibung	Manchmal mit Verdickungen in regelmäßigen Abständen („Knötchen“)	
Mögliche Taxa	<i>Lemanea</i> spp., <i>Paralemanea</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	„mit Fuß“ beproben ! Übergang zum Basalbereich für Artbestimmung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

5.6 Wuchsform 6: Netzförmiges Geflecht

Beschreibung	Grünes, netzförmiges Geflecht	 
Zusätzliche Beschreibung	Konsistenz: rau, wie Topfkratzer	
Mögliche Taxa	<i>Hydrodictyon reticulatum</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: K. van de Weyer, unteres Foto: G. Friedrich
Für PHYLIB relevant?	Ja	

5.7 Wuchsform 7: Röhrenförmige bis flächige Thalli

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

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, Kulturmaterial, unter Binokular
Für PHYLIB relevant?	Nein	

Beschreibung	Zusammenhängende, dünne, grüne Fläche	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Monostroma</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: D. Mollenhauer, Kulturmaterial
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...	/	
Für PHYLIB relevant?	Ja	Oberes Foto: R. Bengtsson, Unterwasseraufnahme. Unteres Foto: L. Kies (Mikroskop)

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...	... Form des Lagers notieren, evtl. fotografieren, dies ist entscheidend für spätere Bestimmung! ... nur wenig Material entnehmen, da sehr selten!	Beide Fotos: F. Freymann
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. Für PHYLIB nicht relevant.</p>	 <p>Foto: L. Kies</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. Für PHYLIB nicht relevant.</p>	

Beschreibung	Blaugrüne bis bräunliche gelatinöse Beläge bzw. Halbkugeln	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Rivularia</i> spp. oder andere Cyanobakterien	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Foto: P. Pfister
Für PHYLIB relevant?	Nein (noch nicht)	

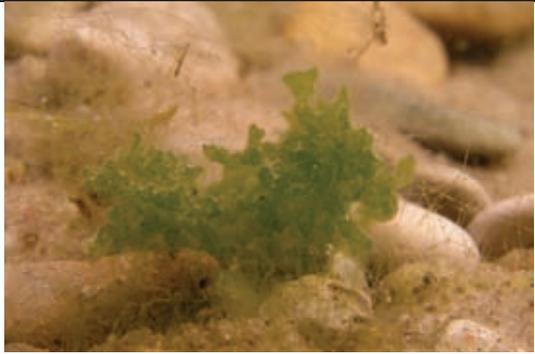
5.8.2 Gelatinöse Formen auf verschiedenen Substraten, auch epi- und metaphytisch

Beschreibung	Leuchtend blaugrüne (Halb-) Kugeln	  
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Aphanothece</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: L. Kies, mittleres Foto: F. Freymann
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> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: Lugol, unteres Foto: 6,7 fach, Formol
Für PHYLIB relevant?	Ja	

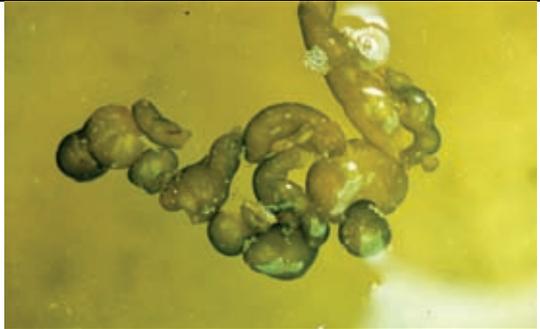
Beschreibung	Grüne (Halb-)Kugeln	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Chaetophora</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: R. Bengtsson, Unterwasseraufnahme
Für PHYLIB relevant?	Noch nicht	

Beschreibung	Kleine, gelappte bzw. verzweigte fest gelatinöse, knorpelige Thalli	 
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Chaetophora incrassata</i>	
Achtung! Bei Probenahme...	/	Oberes Foto: K. van de Weyer
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 Schlammböden und an eutrophierten Uferzonen von Flüssen zu finden, heute auf nährstoffreichen Böden.</p>	
Achtung! Bei Probenahme...		Oberes Foto: G. Friedrich, unteres Foto: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

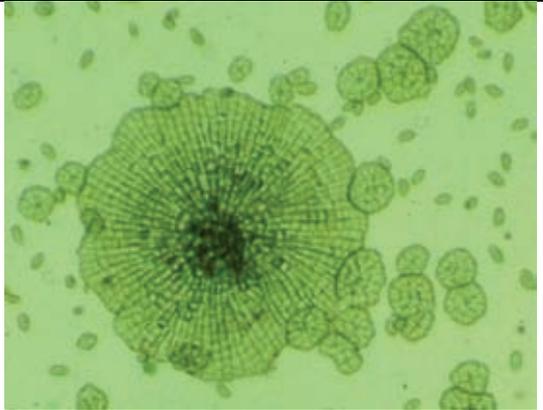
5.8.4 Verwechslungsmöglichkeit

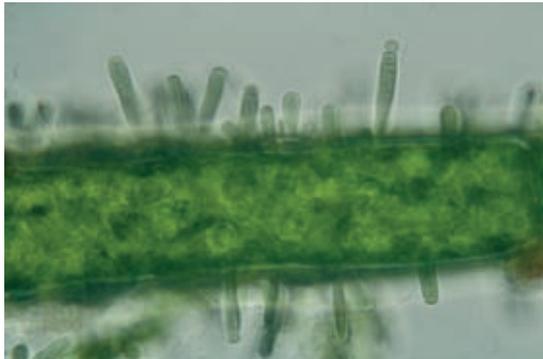
Beschreibung	Gallertschläuche am Gewässergrund	
Zusätzliche Beschreibung	Farbe: hellgrün	
Mögliche Taxa	<i>Ophrydium</i>	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: U. Geissler
Für PHYLIB relevant?	Nein	

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>Cladophora</i>
Für PHYLIB relevant?	Ja	

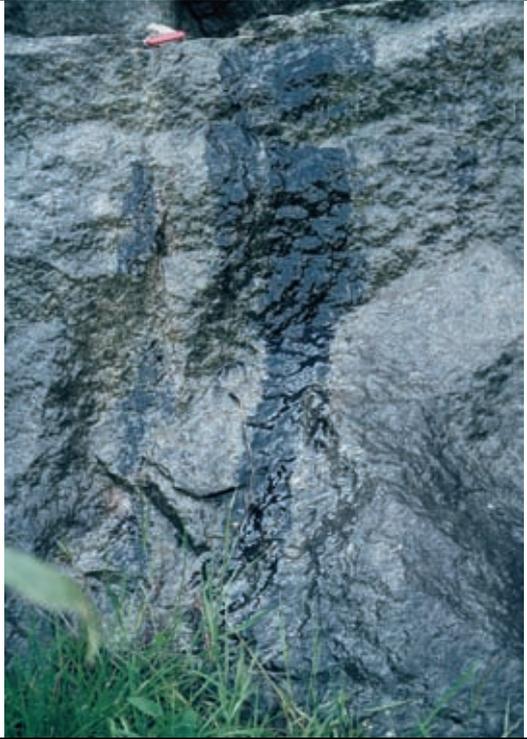
5.9.2 Metaphytische Organismen

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	In Quellbereichen und Bachoberläufen in Kalkregionen. „Miniatur-Blumenkohl“	
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	

Beschreibung	„Tintenstriche“	
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Homoeothrix</i> spp., <i>Rivularia</i> spp., <i>Oscillatoria</i> spp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Foto: L. Kies
Für PHYLIB relevant?	Nein	

Beschreibung	Orangefarbener, dünner Belag auf Steinen oder auf Holz (Baumstämmen)	 
Zusätzliche Beschreibung		
Mögliche Taxa	<i>Trentepohlia</i> sp.	
Achtung! Bei Probenahme...		Fotos: D. Mollenhauer
Für PHYLIB relevant?	Nein	

6. Probenahme

Das PHYLIB - Bewertungsverfahren (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 PoD 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 PoD 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.

Um die verschiedenen Wuchsformen und Beläge auf der Gewässersohle überhaupt erkennen zu können, muss bei der Probenahme unbedingt ein Sichtkasten verwendet werden. Dazu kann ein großer Plastikeimer oder Plastikpapierkorb verwendet werden, dessen Boden durch eine Plexiglasscheibe ersetzt wurde. Unter der Bezeichnung „aqua scope“ sind Sichtkästen auch in für den Bootsbedarf spezialisierten Geschäften oder über das Internet käuflich erwerbbar.

Es soll hier nochmals betont werden, dass Arbeiten am Gewässer aus Sicherheitsgründen niemals von einer Person alleine ausgeführt werden sollen. Die Probenahme des PoD kann grundsätzlich zeitgleich und in Kombination mit der Erfassung anderer Teilkomponenten des PHYLIB-Verfahrens 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 PoD und die Makrophyten erfasst werden.

Im Folgenden werden zunächst die Grundlagen der Probenahme für das PoD 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. Dazu ist in den meisten Fällen (auch in flachen Bereichen!) ein Sichtkasten zu verwenden.

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 Wasser in einen Gefrierbeutel geben.	Empfehlung: suchen, ob sich derselbe Bewuchs 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.	
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, dass 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 zuzuordnen. 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 5%-Stufen (bis 40%) bzw. 10%-Stufen (bei Deckungsgraden über 40%) völlig ausreichend. Für den niedrigsten Bereich (unter 5%) wird eine weitere Differenzierung nach folgendem Schema empfohlen: Einzelfund oder max. 1%, 3 %, 5%.

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 Hartsubstraten (Kiese, Steine, Holz), auch wenn darauf kein makroskopisch erkennbarer Bewuchs vorhanden ist. Feinsedimente wie Sand oder Schlamm können bei diesem Schritt vernachlässigt werden. 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 Probestellenummer, 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, so dass die Beschriftung nicht mehr leserlich ist. Zudem lösen sich die Etiketten bei Feuchtigkeit leicht ab. Auch ein einfacher Krepp-Klebeband löst sich beim Gefrieren schnell von den Plastikbeuteln ab. Es empfiehlt sich daher, TESA-Gewebeband zu verwenden, das mit einem wasserfesten Stift (Edding) beschriftet wird. Besondere Vorsicht gilt der Beschriftung der Plastikbeutel. Hier ist das direkte Beschriften mit einem wasserfesten Stift nicht zu empfehlen, da die Aufschrift oft durch das Zusammenknutschen und Knicken der Plastikfolie abgerieben wird. Um das Abfallen von Etiketten von den Plastiktüten zu verhindern bzw. um auch später noch Etiketten sicher der richtigen Probe zuordnen zu können, empfiehlt es sich, jede Probe nochmals in eine Tüte zu packen und diese gut zu verschließen. Bei dieser doppelten Verpackung können auch einfache Papier-Etiketten Verwendung finden.

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 und 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 gesehene 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).

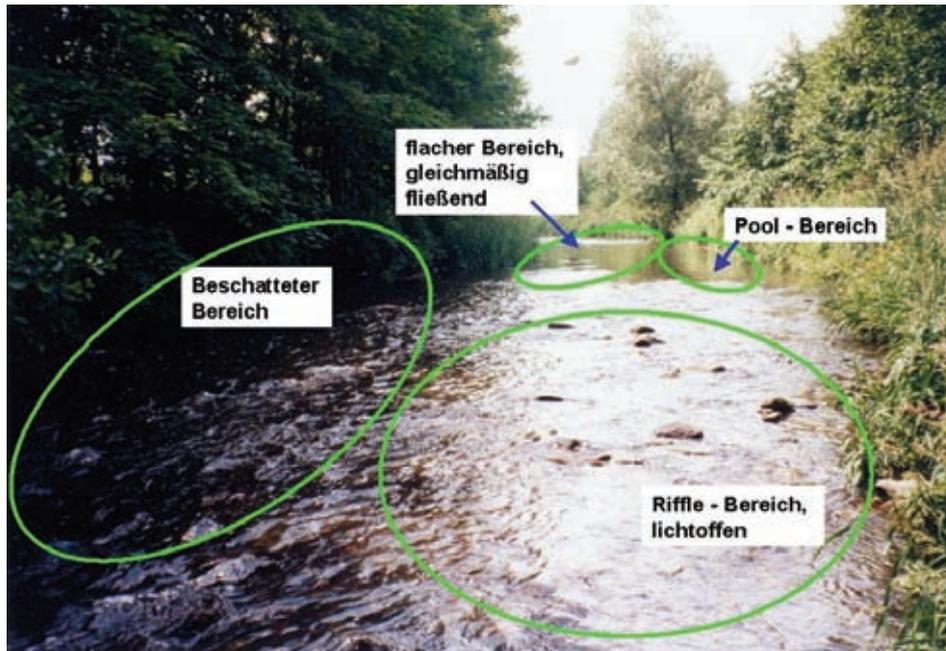
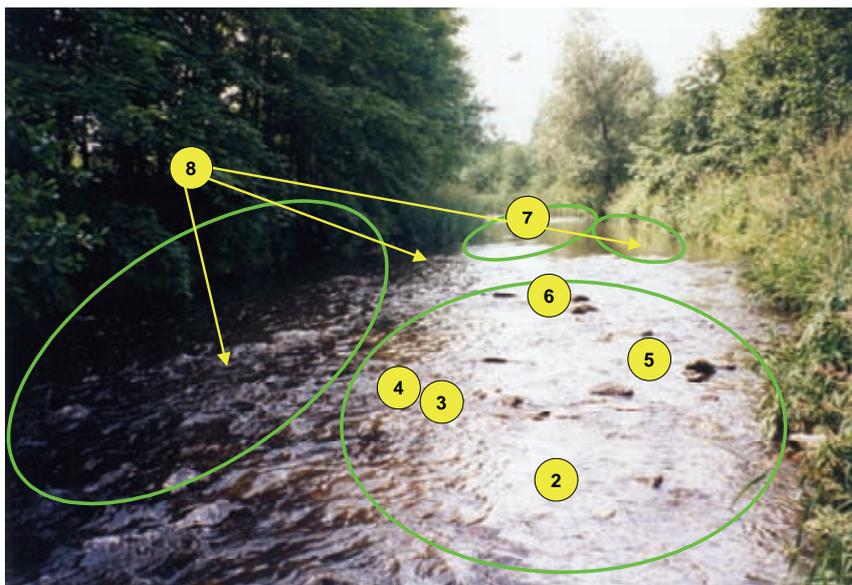


Abbildung 25: Gedankliche Gliederung der Probestelle hinsichtlich struktureller Gegebenheiten.

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 Sohlssubstrat 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.

In diesem Fall beginnt die Liste mit der Nummer zwei, da die Ziffer eins für den Gesamtbefund reserviert ist. Der Gesamtbefund führt alle an der Probestelle nachgewiesenen Taxa gemeinsam auf. Er stellt somit die Zusammenfassung der einzelnen Artenlisten der verschiedenen Unterbefunde dar und kann erst nach Abschluss der mikroskopischen Analyse erstellt werden (vgl. Kap. 7). Wenn der Gesamtbefund nicht durch die Ziffer 1, sondern anders kodiert wird, so kann die Liste natürlich auch mit der Unterbefund-Nr. 1 beginnen.

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.	<i>Vaucheria</i> ? Grünes, weiches Polster	Stein	EF
4.	grüne, längere Fäden	Stein	5 %
5.	Steine mit dünnem, schwarzen Belag	Kies / Stein	10 %
6.	starre braune Fäden (<i>Lemanea</i> ?), 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 Sohls substrat (Kiese, Steine, Moos) durch die bereits entnommenen Unterproben gut repräsentiert wird. Zusätzliche Unterproben müssen daher nicht genommen werden.

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 durchwatet 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.

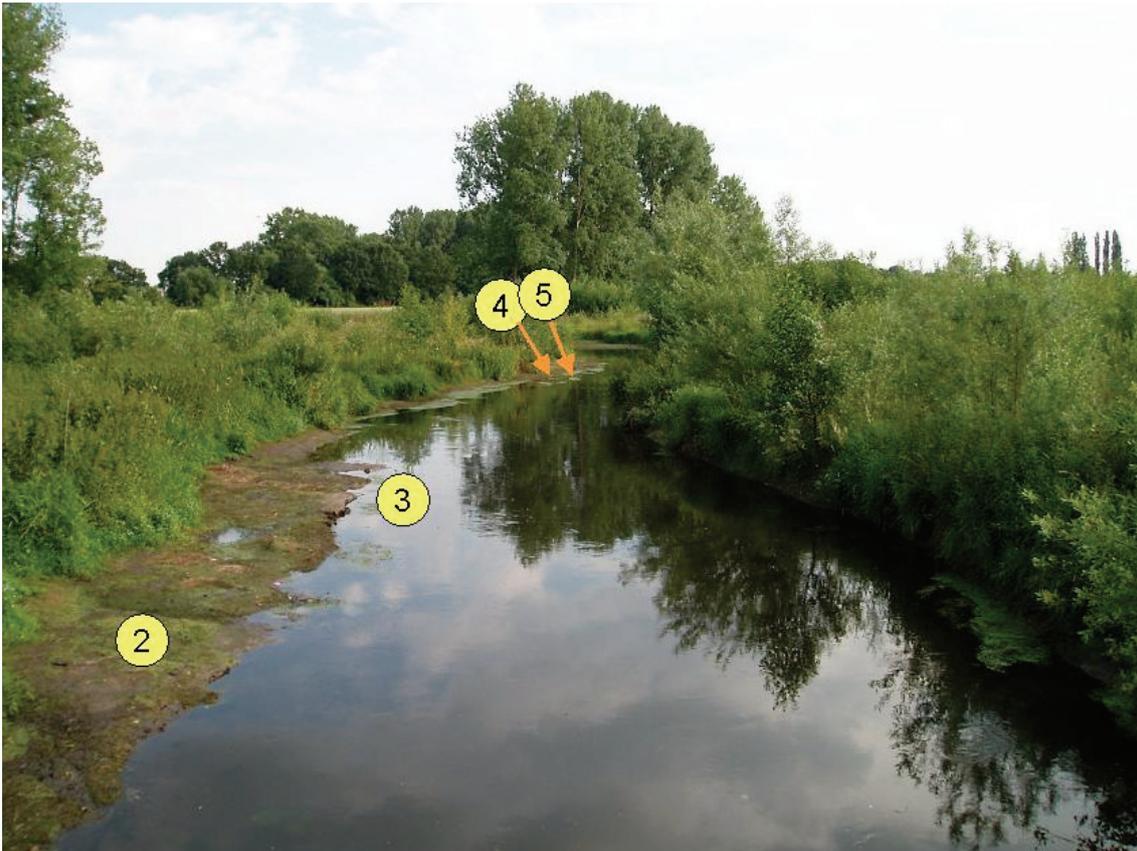


Abbildung 27: Blick auf den Untersuchungsabschnitt. Eingezeichnet sind die Stellen, an denen Unterproben entnommen wurden (vgl. Text und Tab. 5)

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 Gewässer 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 ebenfalls 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 Schwimtblättern 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 (wie in Kap. 6.2.1 erklärt, beginnt die Liste mit der Nummer zwei, da die Ziffer eins für den Gesamtbefund reserviert ist), das jeweils beprobte Substrat und die dazugehörigen Deckungsgrade werden geschätzt. Da in diesem Falle die Makrophytenbestände doppelt beprobt wurden, wird der Anteil der Makrophytenbestände für beide Proben insgesamt angegeben.

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

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

Auch hier wird kontrolliert, ob die geschätzten Deckungsgrade realistisch sind.

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. Ausblick: Erstellung des Gesamtbefundes

Obwohl die Zusammenfassung der verschiedenen Unterproben zu einem Gesamtbefund nicht Bestandteil der Probenahme ist, soll dieser Arbeitsschritt hier doch dargestellt werden, um den Zusammenhang zwischen der Feld- und späteren Laborarbeit zu erklären.

Bei der Probenahme werden die verschiedenen Wuchsformen und Beläge als getrennte Unterproben erfasst. Zur Bestimmung der Arten müssen die einzelnen Unterproben mikroskopisch analysiert werden. Dazu werden pro Unterbefund 3 oder mehr Deckgläschen systematisch durchgesehen. Jedes auftretende Taxon wird bestimmt, und ihm wird eine der in Tab. 6 angegebenen mikroskopischen Häufigkeiten zugeordnet. Häufig sind in einer Unterprobe mehrere Arten mit verschiedenen Häufigkeiten anzutreffen.

Tabelle 6: dreistufige Skala zur Schätzung der Häufigkeiten bei der mikroskopischen Analyse

Häufigkeit	Beschreibung	Erläuterung
1	mikroskopisch selten	Bei einzelligen Organismen oder kleinen Filamenten: bis zu 5 Exemplare pro Deckglas; bei größeren Aggregaten oder längeren Fäden: 1 oder 2 Exemplare pro Deckglas
2	mikroskopisch häufig	Mehrere Exemplare pro Deckglas, aber nicht massenhaft
3	mikroskopisch massenhaft	In nahezu jedem Blickfeld vertreten

Nach Abschluss der mikroskopischen Analysen müssen die verschiedenen Artenlisten der einzelnen Unterproben zu einem Gesamtbefund zusammengeführt werden, der alle an der Probestelle nachgewiesenen Taxa beinhaltet. Für die endgültige Häufigkeitsschätzung wird im PHYLIB-Verfahren zur Zeit eine fünfstufige Skala verwendet, bei der die mikroskopische Häufigkeit ebenso wie der makroskopische Aspekt (Deckungsgrad der Unterprobe) Beachtung findet (Tab. 7).

Tabelle 7: fünfstufige Skala zur Schätzung der Häufigkeiten für die Teilkomponente PoD im PHYLIB-Verfahren (SCHAUMBURG et al. 2004, 2006)

Häufigkeit	Beschreibung
1	mikroskopisch selten
2	mikroskopisch häufig
3	makroskopisch selten, gerade noch erkennbar (Vermerk im Feldprotokoll: "Einzelfund" oder "5% Deckungsgrad") oder mikroskopisch massenhaft
4	häufig, aber weniger als 1/3 des Bachbettes bedeckend (Deckungsgrad 5 - 33%)
5	massenhaft, mehr als 1/3 des Bachbettes bedeckend (Deckungsgrad > 33%)

Im Folgenden soll die Erstellung eines Gesamtbefundes dargestellt und durch ein Beispiel erläutert werden.

Zunächst wird für den Gesamtbefund für jedes Taxon die höchste mikroskopische Häufigkeit aus den verschiedenen Unterproben übernommen. So erhält im nachfolgenden Beispiel (Tab. 8) *Oscillatoria limosa*, die in Ubf.Nr. 1 mikroskopisch selten (Häufigkeit 1) und in Ubf.Nr. 2 mikroskopisch massenhaft (Häufigkeit 3) auftrat, für den Gesamtbefund eine 3. Für die Taxa *Closterium acerosum* und *Spirogyra*, die in einzelnen Unterproben mikroskopisch selten (Häufigkeit 1) auftraten, wird auch für den Gesamtbefund die Häufigkeit 1 übernommen.

Ein Sonderfall stellt *Closterium ehrenbergii* dar. Diese Art wird in drei Unterproben als mikroskopisch häufig angesehen (Häufigkeit 2). Sie ist also am Standort weit verbreitet. In diesem Fall wird ihre Häufigkeit im Gesamtbefund um eine Stufe auf die Häufigkeitsstufe 3 erhöht. Generell gilt, dass die Häufigkeit im Gesamtbefund um eine Stufe erhöht wird, wenn ein Taxon in mindestens drei Unterproben mit derselben Häufigkeit auftrat.

Für die Taxa, die mikroskopisch massenhaft auftraten (Häufigkeit 3), werden anschließend die Häufigkeitsangaben unter Berücksichtigung des Deckungsgrades der Unterprobe im Feldprotokoll angepasst (vgl. Tab. 7). Bei Unterproben mit einem Deckungsgrad von max. 5% bleibt die Häufigkeitsstufe im Gesamtbefund erhalten (Häufigkeit 3). Bei dem Beispiel in Tab. 8 betrifft dies *Oscillatoria limosa* und *Hildenbrandia rivularis*. Bei höheren Deckungsgraden wird die Abundanz entsprechend auf die Stufen 4 oder 5 hochgesetzt. Bei dem Beispiel in Tab. 8 betrifft dies die Taxa *Vaucheria* und *Closterium moniliferum*. Manchmal sind in einem Unterbefund mehrere Arten mikroskopisch massenhaft vertreten. In einem solchen Fall sollte der Deckungsgrad im Gesamtbefund dem Eindruck der mikroskopischen Analyse der unterschiedlichen Unterbefunde entsprechend aufgeteilt werden.

Der Gesamtbefund stellt also eine komplette Artenliste der am Standort vorkommenden Taxa mit Angaben über ihre höchste Abundanz dar.

Tabelle 8: Beispiel für die Erstellung eines Gesamtbefundes. An der Probestelle waren fünf verschiedene Unterproben entnommen worden. Der Deckungsgrad jeder Unterprobe ist in der zweiten Zeile angegeben.

	Ubf. Nr. 1	Ubf. Nr. 2	Ubf. Nr. 3	Ubf. Nr. 4	Ubf. Nr. 5	höchste mikroskop. Häufigkeit	Gesamt
	40%	1%	15%	5%	10%		
<i>Vaucheria</i>	3					3	5
<i>Oscillatoria limosa</i>	1	3				3	3
<i>Closterium ehrenbergii</i>	2	2			2	3	3
<i>Spirogyra</i>	1					1	1
<i>Phormidium incrustans</i>			3			3	4
<i>Hildenbrandia rivularis</i>				3		3	3
<i>Closterium moniliferum</i>					3	3	4
<i>Closterium acerosum</i>					1	1	1

Bei der Entwicklung des PHYLIB-Verfahrens wurde neben dem hier beschriebenen vollständigen Verfahren auch ein sogenanntes reduziertes Verfahren erarbeitet. Dabei müssen nur die Taxa genau bestimmt werden, die mindestens mit Häufigkeit 3 auftreten. Die dadurch erreichte Zeitersparnis bei der mikroskopischen Analyse führt jedoch zu einem höheren Anteil an nicht gesicherten Bewertungsergebnissen. Zu den Vor- und Nachteilen der beiden Verfahrensvarianten vgl. SCHAUMBURG et al. (2005a).

8. Andere Probenahmeverfahren

Routinemäßige Untersuchungen des PoD 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, ACS et al. 2007).

9. 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 bis 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 MHS wird das PoD 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 wird beprobt. Bei der mikroskopischen Analyse werden alle Arten erfasst. Das SHS ist sinnvoll, solange Probestellen miteinander verglichen werden, die ein sehr ähnliches Substrat aufweisen. Das SHS ist im Prinzip identisch mit der für die Diatomeen vorgesehene Probenahme (EN 13946).

Die hier dargestellte Probenahme des PHYLIB-Verfahrens (SCHAUMBURG et al. 2006) entspricht dem MHS der CEN-Norm. Dies gilt für das vollständige ebenso wie für das reduzierte PHYLIB-Verfahren. 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, sofern (wie hier beschrieben) bei der Probenahme für jeden Algenbelag der Deckungsgrad als Prozentangabe protokolliert wird. Dies ist in jedem Fall auch für die Weiterentwicklung des PHYLIB-Verfahrens empfehlenswert.

10. 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, 2005a, 2005b) 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 mehrerlei 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.

11. Literatur

11.1 Allgemeine Literatur

- ÁCS, E., KISS, K.T., PADISÁK, J. & SZABÓ, K.É. (Hrsg.) (2006): 6th International Symposium "Use of Algae for Monitoring Rivers". Hungarian Algological Society, Göd, 192 S.
- ACS, E., KISS, K.T., PADISÁK, J. (Hrsg.) (2007): Proceedings of the 6th International Symposium on the Use of Algae for Monitoring Rivers, Hungary Balatonfüred Sept. 12-16, 2006. Archiv für Hydrobiologie Suppl. (Large Rivers) Vol. 161 No. 3-4, 284 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 Heft 3 (März), S. 70-77.
- CHORUS, I. AND BARTRAM, J. (1999) Toxic Cyanobacteria in Water: a Guide to Public Health Significance, Monitoring and Management. Für WHO durch E & FN Spon /Chapman & Hall, London, 416 pp.
http://www.who.int/water_sanitation_health/resourcesquality/toxiccyanbact/en/index.html
- 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.
- ELORANTA, P. & KWANDRANS, J. (2007): Freshwater Red Algae (Rhodophyta). Identification guide to European taxa, particularly to those in Finland. Norrlinia 15 (Botanical Museum, Finnish Museum of Natural History), 103 S.
- 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.
- GEITLER, L. (1927): Über Vegetationsfärbungen in Bächen. Biologia Generalis 3: 791-814.
- GRAHAM, L.E. & WILCOX, L.W. (2000): Algae. Prentice Hall, Upper Saddle River, 640 S.
- GREUTER, W., J. MCNEILL, F. R. BARRIE, H. M. BURDET, V. DEMOULIN, T. S. FILGUEIRAS, D. H. NICOLSON, P. C. SILVA, J. E. SKOG, P. TREHANE, N. J. TURLAND, D. L. HAWKSWORTH (Hrsg.) (2000): International Code of Botanical Nomenclature (Saint Louis Code) adopted by the Sixteenth International Botanical Congress St. Louis, Missouri, July - August 1999. Regnum Vegetabile, 138, XVIII, 474 S.
<http://www.bgbm.org/iapt/nomenclature/code/saintLouis/0000St.Luistitle.htm>
- 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.
- HALLEGRAEF, G.M., ANDERSON, D.M. & CEMBELLA, A.D. (Hrsg.) (2003): Manual on harmful marine microalgae. United Nations, Educational, Scientific and Cultural Organization, Paris.
- HINDÁK, F. (2008): Colour Atlas of Cyanophytes. VEDA, Bratislava, 256 S.

- KELLY, M.G. & WHITTON, B.A. (1998): Biological monitoring of eutrophication in rivers. *Hydrobiologia* 384: 55-67.
- KNAPPE, J., GEISLER, 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., STELZER, D., HOFMANN, G., GUTOWSKI, A., FOERSTER, J. (2005a): Bundesweiter Test: Bewertungsverfahren "Makrophyten & Phytobenthos" in Fließgewässern zur Umsetzung der WRRL. Bayerisches Landesamt für Umwelt, Endbericht im Auftrag der LAWA (Projekt Nr. O2.04), 225 S. http://www.lfu.bayern.de/wasser/forschung_und_projekte/phylib_deutsch/publikationen/index.htm
- SCHAUMBURG, J., SCHRANZ, C., FOERSTER, J., GUTOWSKI, A., HOFMANN, G., KÖPF, B., MEILINGER, P., SCHMEDTJE, U., SCHNEIDER, S. & STELZER, D. (2005b): 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. http://www.lfu.bayern.de/wasser/forschung_und_projekte/phylib_deutsch/verfahrensanleitung/index.htm
- SCHMIDT, D., VAN DER WEYER, K., KRAUSE, W., KIES, L., GARNIEL, A., GEISLER, U., GUTOWSKI, A., SAMIETZ, R., SCHÜTZ, W., VAHLE, H.-C., VÖGE, M., WOLFF, P. & MELZER, A. (1996): Rote Liste der Armeleuchteralgen (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.

11.2 Bestimmungsliteratur

11.2.1 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 Süßwasser-algen 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): Bentische 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.

11.2.2 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., BENGTSSON, 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.

11.2.3 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 *Balbiania 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 *Balbiania 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.

11.2.4 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.

11.2.5 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.; Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 1. Fischer, Jena, 515 S.

11.2.6 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.

11.2.7 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.

11.2.8 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.; Heynig, H.; Mollenhauer, 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.; Heynig, H.; Mollenhauer, 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.; Heynig, H.; Mollenhauer, 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.

11.2.9 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)
- KADLUBOWSKA, J.Z. (1984): Chlorophyta VIII, Zygnematales. – 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.

12. Quellenverzeichnis

Die meisten der hier dargestellten Fotos stammen von den Autorinnen selbst. Für die Verwendung der Bilder aus dem Monitoring 2008 des Landes Sachsen liegt die Erlaubnis der Staatlichen Betriebsgesellschaft für Umwelt und Landwirtschaft (BfUL) vor. Folgende Fotos wurden uns freundlicherweise von Kolleginnen und Kollegen zur Verfügung gestellt:

Abb.Nr.	Bildname / Taxon	Autor
5 A	<i>Chlamydomonas</i>	U. Geissler
5 Q	<i>Enteromorpha</i>	L. Kies
7 A	<i>Chroococcus</i>	U. Geissler
7 H	<i>Gloeotrichia echinulata</i>	B. Büdel
7 J	<i>Stigonema_mammilosa</i>	R. Bengtsson
7 K	<i>Stigonema</i>	R. Bengtsson
9 C	<i>Ectocarpus confervoides</i>	U. Geissler
9 D	<i>Ectocarpus</i>	A. Gutowski
10 E	<i>Phaeodermatium rivulare</i>	P. Pfister
10 F	<i>Phaeodermatium rivulare</i>	D. Backhaus
10 G	<i>Phaeothamnion</i>	L. Kies
12 B	<i>Euglena intermedia</i>	L. Kies
13 A	<i>Microthamnion kuetzingianum</i>	A. Gutowski
13 B	<i>Prasiola_furfuracea</i>	R. Bengtsson
13 C	<i>Prasiola</i>	R. Bengtsson
14 E	<i>Stigeoclonium</i>	D. Mollenhauer
15 G	<i>Enteromorpha</i>	U. Geissler
16 A	<i>Cosmarium</i>	U. Geissler
16 D	<i>Coleochaete</i>	D. Mollenhauer
16 E	<i>Spirogyra</i> und <i>Zygnema</i>	W.H. Kusber
16 G	<i>Zygnema</i>	A. Gutowski
17 C	Algen auf Stein	U. Geissler
17 D	Endolithisch lebende Algen	B. Büdel
17 F	<i>Chaetophora elegans</i>	R. Bengtsson
20	<i>Audouinella</i>	F. Freymann
Kapitel 5.1.1, Foto Nr. 2	<i>Chamaesiphon</i>	U. Geissler
Kapitel 5.1.1, Foto Nr. 7	<i>Phaeodermatium rivulare</i>	P. Pfister
Kapitel 5.1.1, Foto Nr. 10	<i>Heribaudiella fluviatilis</i>	F. Freymann
Kapitel 5.1.2, Foto Nr. 2	<i>Phormidium tergestinum</i>	F. Freymann
Kapitel 5.1.2, Foto Nr. 4	<i>Geitlerinema splendidum</i>	F. Freymann
Kapitel 5.1.3, Foto Nr. 1	<i>Haematococcus</i>	U. Geissler
Kapitel 5.1.3, Foto Nr. 2	<i>Porphyridium</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.2.1, Foto Nr. 3	<i>Gongrosira incrustans</i>	P. Pfister
Kapitel 5.4.1, Foto Nr. 4	<i>Stigeoclonium</i>	E. Rott
Kapitel 5.4.1, Foto Nr. 5	<i>Stigeoclonium</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.4.1, Foto Nr. 6	<i>Schizothrix semiglobosa</i>	P. Pfister
Kapitel 5.4.2, Foto Nr. 1	<i>Phormidium</i>	F. Freymann
Kapitel 5.4.3, Foto Nr. 1	<i>Zygogonium</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.5.1, Foto Nr. 4	grüne Fäden	F. Freymann
Kapitel 5.5.2, Foto Nr. 3	<i>Cladophora aegagropila</i>	U. Geissler
Kapitel 5.5.3, Foto Nr. 1	<i>Bangia atropurpurea</i>	G. Friedrich
Kapitel 5.5.3, Foto Nr. 2	<i>Ectocarpus confervoides</i>	U. Geissler
Kapitel 5.5.3, Foto Nr. 3	<i>Thorea ramoississima</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.5.3, Foto Nr. 4	<i>Hydrurus foetidus</i>	P. Pfister

Abb.Nr.	Bildname / Taxon	Autor
Kapitel 5.5.3, Foto Nr. 6	<i>Compsopogon</i>	U. Geissler
Kapitel 5.5.3, Foto Nr. 7	<i>Compsopogon</i>	B. Daniel
Kapitel 5.6, Foto Nr. 1	<i>Hydrodictyon reticulatum</i>	K. van de Weyer
Kapitel 5.6, Foto Nr. 2	<i>Hydrodictyon reticulatum</i>	G. Friedrich
Kapitel 5.7, Foto Nr. 1	<i>Enteromorpha</i>	U. Geissler
Kapitel 5.7, Foto Nr. 2	<i>Enteromorpha</i>	U. Geissler
Kapitel 5.7, Foto Nr. 4	<i>Prasiola</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.7, Foto Nr. 5	<i>Prasiola</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.7, Foto Nr. 6	<i>Monostroma bullosum</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 11	<i>Rivularia</i>	P. Pfister
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 2	<i>Draparnaldia</i>	R. Bengtsson
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 3	<i>Draparnaldia glomerata</i>	L. Kies
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 4	<i>Batrachospermum</i>	U. Geissler
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 5	<i>Batrachospermum</i>	U. Geissler
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 6	<i>Batrachospermum</i>	U. Geissler
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 7	<i>Nostoc parmelioides</i>	F. Freymann
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 8	<i>Nostoc parmelioides</i>	F. Freymann
Kapitel 5.8.1, Foto Nr. 9	<i>Nostoc pruniforme</i>	L. Kies
Kapitel 5.8.2, Foto Nr. 1	<i>Aphanothece stagnina</i>	L. Kies
Kapitel 5.8.2, Foto Nr. 2	<i>Aphanothece stagnina</i>	F. Freymann
Kapitel 5.8.2, Foto Nr. 4	<i>Gloeotricha natans</i>	U. Geissler
Kapitel 5.8.2, Foto Nr. 7	<i>Chaetophora elegans</i>	R. Bengtsson
Kapitel 5.8.2, Foto Nr. 9	<i>Chaetophora incrassata</i>	G. Friedrich
Kapitel 5.8.3, Foto Nr. 1	<i>Botrydium granulatum</i>	G. Friedrich
Kapitel 5.8.3, Foto Nr. 2	<i>Botrydium</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.8.4, Foto Nr. 1	<i>Ophrydium</i>	U. Geissler
Kapitel 5.9.1, Foto Nr. 1	<i>Coleochaete</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.9.1, Foto Nr. 3	<i>Chamaesiphon confervicolus</i>	L. Kies
Kapitel 5.10, Foto Nr. 1	Oncoide	R. Bengtsson
Kapitel 5.10, Foto Nr. 2	<i>Oocardium</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.10, Foto Nr. 3	<i>Oocardium</i>	D. Mollenhauer
Kapitel 5.10, Foto Nr. 4	<i>Oocardium</i>	D. Mollenhauer

Die Abbildung zu *Homoeothrix* (erste Abbildung bei Wuchsform 1.1) stammt aus GEITLER (1927). Die Zeichnung bei Wuchsform 5.3 (*Hyella*) wurde nach einer Zeichnung in KOMÁREK & ANAGNOSTIDIS (1999) erstellt.