

1. Taxonomischer Makrophyten-Workshop

„Taxonomie mariner Makrophyten und ihre Bedeutung für das Monitoring im Rahmen der internationalen Meeresschutzabkommen“

25.05. – 01.06.01, Maasholm



Delesseria sanguinea
(Hudson) Lamouroux 1813

Bericht Dezember 2001

organisiert von der

Qualitätssicherungsstelle des Bund/Länder-Messprogramms Nord- und Ostsee (BLMP) am Umweltbundesamt

und dem

Institut für Meereskunde Kiel, Marine Ökologie

herausgegeben von

Claudia Lohmann, Umweltbundesamt

Petra Schilling, Umweltbundesamt

unter Mitwirkung von

Karin Fürhaupter, MARILIM

Autoren:

- Athanasios Athanasiadis* Göteborg University, Department of marine Botany, P. O. Box 461, Se-40530 Göteborg, Schweden
- Inka Bartsch* Alfred-Wegener-Institute for Polar and Marine Research, Am Handelshafen 12, D-27570 Bremerhaven, Deutschland
- Karin Fürhaupter* MARILIM, Wischhofstr. 1 – 3, Geb. 11, D-24148 Kiel, Deutschland
- Svenja Heesch* MARILIM, Wischhofstr. 1 – 3, Geb. 11, D-24148 Kiel, Deutschland
- Aase Kristiansen* Botanical Institute, Department of Phycology, University of Copenhagen, Øster Farimagsgade 2D, DK-1353 Copenhagen K., Dänemark
- Jens S. Laursen* Sønderjyllands Amt, Jomfrustien No. 2, DK-6270 Tøndern, Dänemark
- Claudia Lohmann* Umweltbundesamt, II 3.3 Meeresschutz, PF 330022, D-14191 Berlin, Deutschland
- Thomas Meyer* MARILIM, Wischhofstr. 1 – 3, Geb. 11, D-24148 Kiel, Deutschland
- Poul Møller Pedersen* Botanical Institute, Department of Phycology, University of Copenhagen, Øster Farimagsgade 2D, DK-1353 Copenhagen K., Dänemark
- Akira F. Peters* Marine Oekologie, Institut fuer Meereskunde, Duesternbrooker Weg 20, D-24105 Kiel, Deutschland
- W. Prud'homme van Reine* Universiteit Leiden branch, Nationaal Herbarium Nederland, Einsteinweg 2, P.O. Box 9514, NL-2300 RA Leiden, Niederlande
- Petra Schilling* Umweltbundesamt, II 3.3 Meeresschutz, PF 330022, D-14191 Berlin, Deutschland

Abbildungen (Nr. 4 – 52):

- Henry Wahl, Thomas Betz* Carl Zeiss, Vertriebsbereich Berlin, Keithstr. 6, D-10787 Berlin, Deutschland

Inhaltsverzeichnis

1	<i>Einleitung</i>	5
2	<i>Lage der Forschungsstation und der Probenahmestellen von K. Fürhaupter</i>	7
3	<i>Systematischer Teil</i>	10
3.1	Allgemeine taxonomische Grundlagen	10
3.1.1	Principles of botanical nomenclature as relevant for (macro)algae by <i>W. F. Prud'homme van Reine</i> , modified by <i>C. Lohmann</i> and <i>P. Schilling</i>	10
3.2	Braunalgen	15
3.2.1	Taxonomy and identification of brown algae (Fucophyceae) by <i>P. M. Pedersen</i>	15
3.2.2	Liste der während des Workshops bestimmten Braunalgen.....	22
3.2.3	Bestimmungshilfen	23
3.2.4	Abbildungen.....	24
3.3	Grünalgen	31
3.3.1	Taxonomy and identification of green algae by <i>Aa. Kristiansen</i>	31
3.3.2	Liste der während des Workshops bestimmten Grünalgen	37
3.3.3	Bestimmungsschlüssel	38
3.3.3.1	Preliminary key to <i>Cladophora</i> comprising species from the Danish coastal waters.....	38
3.3.3.2	Bestimmungsschlüssel der Gattung <i>Enteromorpha</i>	40
3.3.4	Abbildungen.....	41
3.4	Rotalgen	46
3.4.1	Systematics of red algae with particular reference to <i>Ceramiales</i> and <i>Corallinales</i> by <i>A. Athanasiadis</i>	46
3.4.2	Liste der während des Workshops bestimmten Rotalgen.....	50
3.4.3	Bestimmungshilfen	51
3.4.4	Abbildungen.....	54
3.5	Marine Blütenpflanzen (Phanerogamen)	67
3.5.1	Identification of Marine aquatic plants by <i>Aa. Kristiansen</i>	67
3.5.2	Liste der während des Workshops bestimmten Phanerogamen	68
4	<i>Monitoring und Wasserrahmenrichtlinie</i>	69
4.1	Erfahrungen mit einem Makrophyten-Monitoringprogramm an der deutschen Ostseeküste von <i>Th. Meyer</i> und <i>K. Fürhaupter</i>	70
4.2	Neue Methoden des Makrophyten-Monitorings in Dänemark von <i>J. Laursen</i> bearbeitet von <i>C. Lohmann</i> und <i>P. Schilling</i>	75
4.3	Einsatz des European Union Nature Information System (EUNIS) und des Britischen marinen Habitat Klassifizierungssystem zur Erfassung von Biotoparealen im Naturschutzgebiet „Helgoländer Felssockel“ - erste Erfahrungen von <i>I. Bartsch</i>	80
4.3.1	European Union Nature Information System - EUNIS	80
4.3.2	Marine biotope classification for Britain and Ireland.....	81
4.3.3	Biotopkartierung der Gezeitenzone von Helgoland und Veränderungen der marinen Flora	82
4.4	Anforderungen der WRRL an das Makrophyten-Monitoring von <i>Th. Meyer</i> und <i>K. Fürhaupter</i>	85
4.5	Ergebnisse der Arbeitsgruppen	89
4.5.1	Arbeitsgruppe 1 und 2: Erarbeitung von Empfehlungen für die HELCOM-Richtlinien und das Makrophytenmonitoring im Rahmen des BLMP	89
4.5.2	Arbeitsgruppe 3: Makrophyten als Bestandteil der WRRL: Eignung von Makrophyten als „Indikatoren“ für den Nachweis anthropogener Belastung und gibt es Referenzgebiete für den guten ökologischen Zustand?.....	92
5	<i>Ausblick</i>	95
6	<i>Literatur</i>	97

6.1	Verzeichnis der Literatur, die während des Workshops zur Verfügung stand	97
6.2	Verzeichnis der in den einzelnen Abschnitten zitierten Literatur.....	99
7	Anhang.....	105
7.1	Während des Workshops präsentierte Poster.....	105
7.2	Bestimmungsschlüssel für Makrophyten der Ostseeküsten Schleswig-Holsteins und Mecklenburg-Vorpommerns von S. Heesch.....	108
7.2.1	Schlüssel zu den Hauptgruppen.....	108
7.2.2	Schlüssel 1: Höhere Pflanzen	109
7.2.3	Schlüssel 2: Braunalgen.....	110
7.2.3.1	Hauptschlüssel Braunalgen.....	110
7.2.3.2	Schlüssel 2a: Tange	113
7.2.3.3	Schlüssel 2b: Endophytische Braunalgen	114
7.2.3.4	Weitere Braunalgen-Arten, die laut Nielsen et al. (1995) vorkommen können.....	114
7.2.4	Schlüssel 3: Grünalgen	115
7.2.4.1	Hauptschlüssel.....	115
7.2.4.2	Schlüssel 3a: Charophyceae – Armleuchteralge.....	118
7.2.4.3	Schlüssel 3 b: Chaetophorales	119
7.2.4.4	Weitere Grünalgen-Arten, die laut NIELSEN et al. (1995) vorkommen können	119
7.2.5	Schlüssel 4: Rotalgen.....	120
7.2.5.1	Hauptschlüssel.....	120
7.2.5.2	Schlüssel 4a: Acrochaetiales.....	123
7.2.5.3	Schlüssel 4b: Monosiphone Ceramiales	125
7.2.5.4	Schlüssel 4c: <i>Polysiphonia</i> sp.....	125
7.2.5.5	Weitere Rotalgen-Arten, die laut NIELSEN et al (1995) im Gebiet vorkommen können.....	126
7.2.6	Für die Bestimmungsschlüssel zugrundegelegte Literatur	127
7.3	Teilnehmerliste.....	129
7.4	Tabellenverzeichnis	134
7.5	Abbildungsverzeichnis.....	134

1 Einleitung

Der 1. Taxonomische Workshop zur „Taxonomie mariner Makrophyten und ihre Bedeutung für das Monitoring im Rahmen der internationalen Meeresschutzabkommen“ fand vom 28.05. bis 01.06.2001 in der Feldstation des Institutes für Meereskunde Kiel in Maasholm statt. Er wurde in enger Zusammenarbeit durch die Qualitätssicherungsstelle des BLMP am Umweltbundesamt Berlin (UBA) und das Institut für Meereskunde Kiel (IFM), Bereich Marine Ökologie mit Unterstützung des Geomarinen Forschungszentrums Kiel (GEOMAR), des Landesamtes für Natur und Umwelt Schleswig-Holsteins (LANU) und des Alfred-Wegener-Institutes Bremerhaven (AWI) organisiert. Es gab wichtige Gründe, die die Durchführung eines derartigen Workshops erforderlich machten:

- Bereits seit mehreren Jahren wird in verschiedenen Anrainerstaaten der Ostsee im Rahmen von HELCOM ein Makrophyten-Monitoring durchgeführt. Anders als für Nährstoffe, Phytoplankton oder Zoobenthos fanden jedoch bisher keine Workshops zu den verschiedenen Aspekten der Qualitätssicherung (Taxonomie, Methodik, Datenmanagement) statt.
- Mit dem Inkrafttreten der Europäischen Wasserrahmenrichtlinie (EU-WRRL) am 22.12.2000 wurden neue Anforderungen an das marine Monitoring gestellt, die eine stärkere Einbeziehung aquatischer Makrophyten (Makroalgen und Angiospermen) verlangen. So sind zukünftig Artenspektrum, Abundanz und Biomasse von Makroalgen und Angiospermen (Seegras) in erweitertem Umfang zu erfassen.
- Taxonomische Experten sind kaum mehr vorhanden, da die Universitäten in Deutschland die taxonomische Lehre im Bereich der aquatischen Makrophyten und insbesondere der Kryptogamen (Algen) reduzieren und somit immer weniger Kurse im Freiland zum Kennenlernen der Flora angeboten werden.
- Gerade bei den Makrophyten erfolgen aufgrund neuerer Erkenntnisse immer wieder Umbenennungen verschiedener Arten sowie Änderungen der Zugehörigkeit zu bestimmten Gruppen. Für den internationalen Vergleich ist es aber notwendig, ein einheitliches Klassifizierungssystem und eindeutige Artbenennungen zu verwenden.

Ziele und Inhalte des Workshops waren deshalb:

1. Verbesserung der Kenntnisse in Taxonomie und Identifikation mariner Makrophyten-Arten aus besonders schwierigen Familien und Gattungen als Qualitätssicherungs-Maßnahme im Bund/Länder-Messprogramm Nord- und Ostsee (BLMP).
2. Anregung des fachlichen Austausches zu vorhandenen Bestimmungsschlüsseln und deren Anwendbarkeit in der Praxis und die Diskussion der notwendigen Bestimmungsgenauigkeit, um Änderungen im Bestand auf Grund anthropogener Belastungen verfolgen zu können.
3. Erfahrungsaustausch zum Makrophyten-Monitoring mit Wissenschaftlern aus den Nachbarländern Niederlande, Dänemark und Schweden.
4. Diskussion der Anforderungen der WRRL an das zukünftige Makrophyten-Monitoring und Erarbeitung von Empfehlungen für dessen weitere Gestaltung.

Zu diesem Zweck wurden zahlreiche ausländische Experten eingeladen, die in erheblichem Maße zum Gelingen des Workshops beitrugen. Herrn Dr. Athanasios Athanasiadis aus Göteborg (SE), Frau Dr. Aase Kristiansen und Herrn Dr. Poul M. Pedersen aus Kopenhagen (DK) sowie Herrn Dr. Willem Prud'homme van Reine aus Leiden (NL) sei deshalb an dieser Stelle noch einmal ganz herzlich für Ihr Engagement gedankt. Besonderer Dank gebührt auch Herrn Dr. A. Peters vom IfM in Kiel, der die Idee zu diesem Workshop hatte und der in sehr engagierte Weise an der fachlichen und organisatorischen Vorbereitung und Durchführung des Workshops beteiligt war.

Die Schlei ist die längste Förde Schleswig-Holsteins. Sie besitzt einen ganz anderen Charakter und andere ökologische Gegebenheiten als die Kieler oder Flensburger Förde. Dies hängt zum einen mit ihrer Länge zum anderen aber vor allem mit ihrer starken Abgeschlossenheit zur Ostsee zusammen, die durch zwei aufeinander zuwachsende Nehrungshaken im Mündungsbereich der Schlei entsteht. Ein ca. 60 m breiter und 5 m tiefer Durchstich wird für die Schifffahrt offengehalten. Die Abgrenzung gegenüber der Ostsee und die geringe mittlere Tiefe (~ 3 m) geben der Schlei somit eher den Charakter eines langgezogenen Ästuars als den einer Förde.

Dementsprechend unterschiedlich sind auch die ökologischen Gegebenheiten im Vergleich zur Kieler Förde. Auf Grund des begrenzten Wasseraustausches mit der Ostsee sinkt der Salzgehalt von 13 - 19 psu an der Mündung bis auf 3 - 8 psu bei Schleswig ab (Duphorn et al. 1995). Der stetige und umfangreiche Süßwasserzufluss der Schlei sorgt dabei nicht nur für reduzierte Salzgehalte sondern auch für eine entsprechend hohe Sediment- und Nährstoff-Fracht. Diese hohen Nährstoff-Konzentrationen sowie die geringen Wassertiefen und geringen Strömungsgeschwindigkeiten fördern die Entwicklung von Planktonblüten. Das führt zusammen mit der Sediment-Fracht der Schlei zu hohen Sedimentationsraten vor allem in den flachen Nooren der Schlei (z. B. Olpenitzer Noor, Wormshöfter Noor), wo das Sediment sehr feinkörnig ist und einen hohen organischen Anteil enthält.

Hartsubstrat als Siedlungsgrund für Algen ist somit im Bereich der Schlei eher selten und entweder auf künstliche Steinschüttungen im Bereich von Hafenanlagen oder weit verstreut liegende kleine Gesteinsbrocken im unmittelbaren Uferbereich beschränkt. Das spärliche Hartsubstrat wird hauptsächlich von verschiedenen Grünalgen (*Enteromorpha* und *Cladophora*) sowie den Brauntangen *Fucus vesiculosus* und *Fucus evanescens* genutzt. Bei den anderen vorkommenden Algenarten handelt es sich hauptsächlich um fädige meist einjährige Arten (z. B. die Braunalge *Pilayella* oder Rotalgen der Gattung *Ceramium*) mit geringen Ansprüchen an ihr Habitat. Als weitere wichtige Pflanzenkomponente des Lebensraumes gibt es im Bereich der Außenschlei auch submerse Blütenpflanzen. Zu ihnen zählen das Gemeine Seegras (*Zostera marina*) sowie das Kleine Seegras (*Zostera noltii*). Auf Grund des reduzierten Salzgehaltes kommen auch die eigentlich aus dem Süßwasser stammenden Arten Schmalblättriger Teichfaden (*Zannichellia palustris*) und das Laichkraut *Potamogeton pectinatus* vor. Als submerse Blütenpflanzen verfügen sie alle über Rhizome, die ihnen das Wurzeln in dem feinen Sediment erleichtern. Geringe Wassertiefen und ruhige Strömungslagen fördern die großflächige Ansiedlung dieser Makrophytenbestände, die auch eine besondere Rolle im Fortpflanzungszyklus zahlreicher in der Schlei beheimateter Fischarten spielen. Der hier angesprochene Lebensraum wurde vor

allem am ersten Tag des Workshops untersucht. So stammen fast alle während des Workshops gefundenen Grünalgen aus diesem Gebiet. Während der Probenahme am zweiten Tag konnte bei einem Taucheinsatz in Nähe der Lotseninsel auch der Lebensraum der Brauntange erfasst werden.

Die Lage der Feldstation (siehe Abbildung 1) eröffnet auch den Zugang zu einem weiteren wesentlich stärker marin geprägten Lebensraum, der vor der Mündung der Schlei liegt. Je nach Strömungslage wird dieser Bereich mehr oder weniger stark vom Ausstrom der Schlei beeinflusst. Damit kann es je nach Windrichtung zu stark schwankenden Salzgehalten kommen und auch die Sedimentationsrate kann in diesem Bereich vergleichsweise hoch sein. Neben sandigen Substraten, die die Ansiedlung von Seegras (ausschließlich *Zostera marina*) ermöglichen, gibt es eiszeitliche Reliktsedimente mit mehr oder weniger großen Stein- und Geröllflächen. Diese bieten einem vielfältigen Rotalgenphytal eine geeignete Siedlungsfläche. Neben einigen dominanten großblättrigen Rotalgen (z. B. *Delesseria sanguinea* oder *Phycodrys rubens*) ist dort eine Vielzahl kleiner fädiger Rotalgenarten zu finden, deren Bestimmung häufig Schwierigkeiten bereitet. Nach der kurzen landseitigen Beprobung dieses Lebensraumes am ersten Tag (Angespül des Strandbereiches nördlich der Station) ermöglichte am zweiten Tag vor allem der Einsatz des Forschungsschiffes "Haithabu" des Landesamtes für Natur und Umwelt (LANU) eine umfangreiche Artenerfassung in diesem Lebensraum. Zudem wurde mit der "Haithabu" ein weiterer Probenahmepunkt südlich der Schleimündung in der Nähe von Damp angesteuert, wodurch die Erfassung eines weiteren typischen Algenbestandes größerer Tiefe, des Laminarienphytals mit dem Zuckertang (*Laminaria saccharina*), möglich wurde. Die Probenahmepunkte sind der Karte (Abbildung 1) zu entnehmen.

3 Systematischer Teil

Mit einer Einführung in die allgemeinen Grundlagen der Taxonomie beginnend enthält der folgende Abschnitt die Vorträge der geladenen Experten. Diese sind entsprechend den Hauptgruppen der Makrophyten (Braun-, Grün- und Rotalgen sowie Phanerogamen) gegliedert. Jedem Abschnitt folgt eine Liste der während des Workshops bearbeiteten Arten. Soweit vorhanden, schließen sich Fotos des bearbeiteten Materials, Bestimmungsschlüssel und für einige ausgewählte, leicht verwechselbare Algenarten Bestimmungshilfen in Tabellenform an. Ein Bestimmungsschlüssel für die wichtigsten Makrophyten-Arten der Ostseeküsten Schleswig Holsteins und Mecklenburg-Vorpommerns ist im Abschnitt 7.2 zu finden.

3.1 Allgemeine taxonomische Grundlagen

3.1.1 Principles of botanical nomenclature as relevant for (macro)algae by *W. F. Prud'homme van Reine, modified by C. Lohmann and P. Schilling*

Botany requires a precise and simple system of nomenclature used by botanists in all countries. To improve common understanding, correct, stable and valid names are important. The purpose of giving a name to a taxonomic group is to supply a means of referring to it and indicate its taxonomic rank.

The principles of the botanical nomenclature exist since first May 1753 when Linnaeus published the first edition of “species plantarum”. After that publication many, but not all, botanists followed Linnaeus, but only after 1868, when Alphonse de Candolle published his “Rules for botanical nomenclature” (in French, thus “Lois de la nomenclature botanique”), a scientific discussion started, later resulting in the International Code of Botanical Nomenclature. Today the rules of name-giving are encoded in the International Code of Botanical Nomenclature (ICBN), of which a new edition appears after each International Botanical Congress held every 6 years. In between Congresses, proposals for changes and additions can be published in the journal *Taxon* – and during the congress, these proposals will be discussed and will be voted on. The general Code was developed with the aim to provide a solid unique guideline to avoid misuse of names.

The present code was adopted by the sixteenth International Botanical Congress held in Saint. Louis, Missouri in 1999. When a new Code is adopted the previous one is not in use anymore.

Actual rules of the Saint Louis Code are available at the following internet-address:

<http://www.bgbm.fu-berlin.de/iapt/nomenclature/code/saintlouis/0000St.Luistitle.htm>

The following “mantras”, which do not have any official standing, make the meaning and work of nomenclature much clearer:

1. Taxonomy comes first (regum, diviso, order, family, genus, species) – nomenclature follows
2. Nomenclature is based on priority and type
3. A name and its type is ONE
4. A name (generally) has no priority outside its own rank
5. Once a name is considered to be illegitimate, it is always illegitimate (except after conservation)

As “plants” are considered here all photosynthetic organisms, fossils and non-fossils, and their close relatives including the blue-green algae (the Cyanobacteria or Cyanoprokaryota) and the fungi.

The Code starts with the preamble, in which the ground rules are laid. Next there are principles (which cannot be questioned), rules (Articles), suggestions (Recommendations), notes and examples. Rules have always to be followed, recommendations should be followed, but if not, they do not disqualify a name. The Code is like a network – various articles are linked together. To work with the Code, many terms are to be known, of which are probably like most important:

Taxon: a taxonomic group of any rank, plural is taxa, in nomenclature one talks about names and taxa, not so much of plants

Protologue: that is everything the first authors or authors published together with the name in question

Type: the element, which is preferably a specimen, to which the name is permanently attached. It is not the specimen that is typical for that taxon, but the one that is used when describing the taxon or to attach the name to.

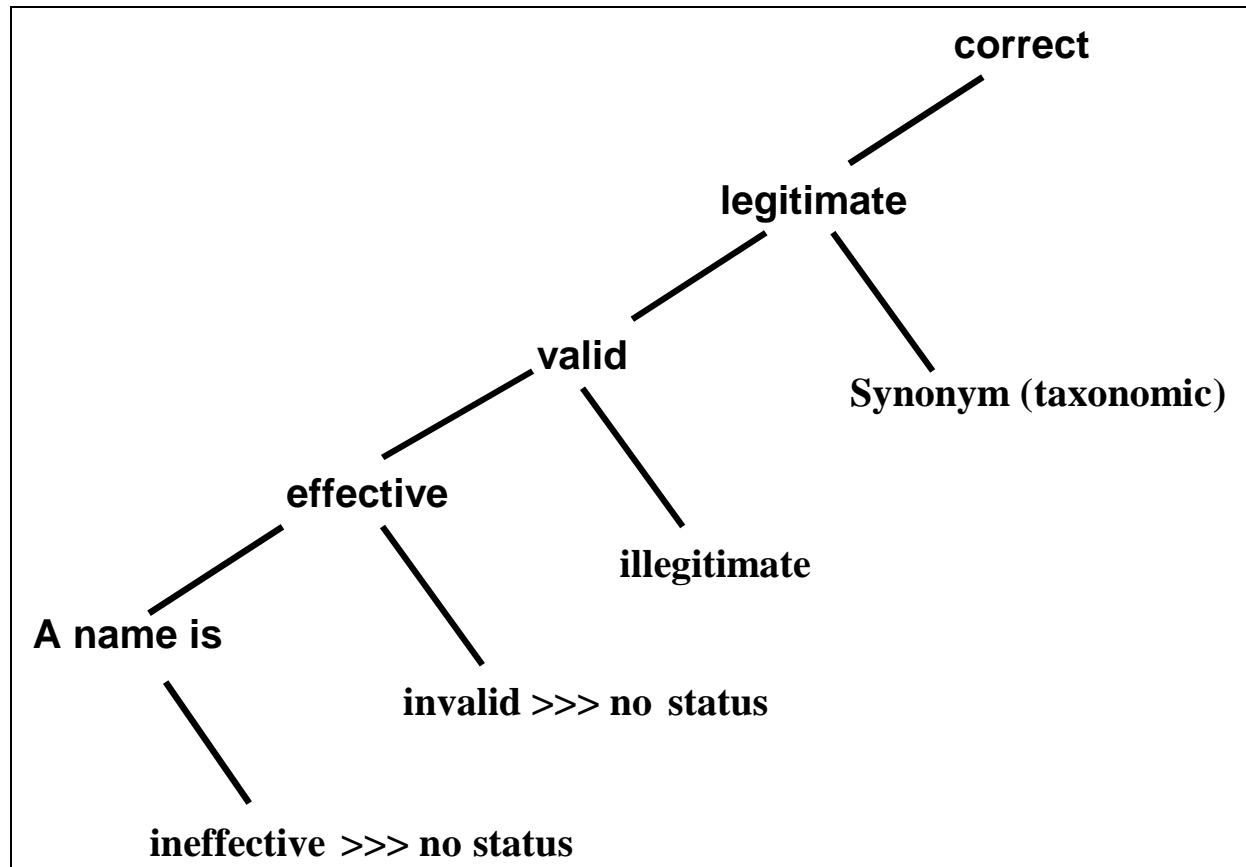
Priority: the use of a name is based on its first occurrence after a certain date, a starting point that is published in the Code. Thus the exact date of publication of a name is of most importance.

There are several grades and designations about the correctness of a name of a taxon (see Abbildung 2). For the sake of simplicity, here is mainly discuss the taxon species.

1. In the first place, the publication of a name must be effective. That is about the way a name has been printed, published and distributed. When against the Code, it is ineffective and then it has no nomenclatural status.
If used in an oral paper in a congress, without having been in a printed publication, a publication is ineffective and the same is true for names only published on internet – these names can easily be changed or deleted by anyone – thus their publication is ineffective.
 2. The next step is about validity – there are many requirements in order to be valid under the Code. Thus a new name needs a diagnosis written in Latin (the description, however, can be published in any language, but there must be a Latin diagnosis) a designation of the type, and for algae (if the name is published after January 1st 1958), an illustration has to be added. If a single one of the requirements is not fulfilled, the name is invalidity published, and has no nomenclatural status.
 3. The third step is that a name has to be legitimate. If it does not follow some specific rules, it is illegitimate. An illegitimate name can not be used as a correct name, but it may influence the application of other names. Illegitimate names are those that are the same, or sufficiently alike, earlier published names (later homonyms) or nomenclature superfluous, thus used for a taxon name that ought to be adopted. The principle is, that a name that is once considered illegitimate, will always be illegitimate, but there are several provisions, amongst them conservation of names, which make illegitimate names (or parts of illegitimate names) legitimate again. Earlier homonyms whether legitimate or not, shall cause rejection of their later homonyms.
 4. When a name of a taxon is legitimate, it can either be a correct name or a synonym. This is a taxonomic decision, and the name that has priority, the oldest name, is the correct one. Each species can bear only one correct name, although taxonomic decisions may result in different conclusions. (In general a name does not have priority outside the rank in which it is published).
 5. In fact names are supposed to be single words, and "combinations" combine such a word with a second one, the epithet. In general however, the designation "name" is also used for combinations. *Ulva lactuca* Linnaeus is a combination of the name of the genus (*Ulva*), the epithet (*lactuca*). To this species name the name of the first author (Linnaeus) can be added.
- For the taxon a **type** does not have to be "typical" in a morphological sense. A type in nomenclature is something that will fix a name for good: - a name and its type are one! Generally a type is a preserved specimen (or part of a specimen) and in some cases when no specimen exists, it can be an illustration. If the original material cannot be identified

satisfactorily, or is an illustration, and it is demonstrably ambiguous, then an epitype (an interpretative type) can be designated. To that is added in the Code: “when it cannot be critically identified for purposes of the precise application of the name of a taxon”.

Abbildung 2: Several grades and designations about the correctness of a name of a taxon



There is a special rule, article 11.7, that originally excluded names of all fossils in competitions about priority, except for algae. Now, however, this rule only states “except for diatoms”, and thus names of fossil diatoms still can compete with priority to all other names. When there are competing names of equal priority, a choice has to be made. The first author that has made such a choice, must always be followed. A type is generally a preserved specimen, but in fungi and algae it may also be a culture, but only if preserved in a metabolic inactive state, thus, for instance, by deep freezing.

The article 13.1. limits the principle of priority. In a number of algae groups (some blue-green algae, the Desmids and the Oedogoniaceae) as well as for fossil plants later starting points are chosen, that are books in which these groups are revised in a way that most later botanists have followed. Thus for Desmids the books by Ralfs on British Desmidiaceae, published in 1898,

have been chosen, and not Linnaeus 1753. These “later starting points”, as they are called, often cause many nomenclatural problems, because, when pre-starting-point names are used after that later starting point, they can be validated and play a role in nomenclature discussions again.

To maintain stability and to preserve a name which is otherwise against the rules (thus: illegitimate) it is possible to conserve that name or, alternatively, reject the one that should have been used according to the rules. Such a proposal must be judged by a committee on nomenclature (there is one on algae). When accepted, the conserved or rejected names are placed on lists to be included in the next revised Code.

About synonyms: there are nomenclatural or homotypic synonyms, based on the same type and the oldest has priority. There are also taxonomic synonyms or heterotypic synonyms, based on different types, and dependent on taxonomic opinions. Thus, if in a revision it is decided that what were supposed to be synonyms are in fact names of different taxa, then the synonym name is no longer incorrect, but may become a correct name. When no description is published, a name is a nomen nudum, and has no nomenclatural status.

There is a special article, 39.1. to state that for new taxa of non-fossil algae of specific and lower rank, in order to be validly published, an illustration or figure must be added, in addition to the Latin description or diagnosis (or by a reference to a previously and effectively published illustration or figure).

If a taxon originally assigned to a group not covered by the Code is treated as belonging to a group of algae, any of its names need to satisfy the requirements of the pertinent non-botanical Code for a status equivalent to valid publication under the present Code. Thus *Amphiphora* Ehrenberg 1843, described as a genus of animals (protozoa), that was first treated as belonging to the algae (diatoms) by Kützing in 1844, has priority from 1843 on, not from 1844. Especially in the dinoflagellates, which are also covered by the zoological Code, it is thus possible to describe a new taxon without publishing a Latin diagnosis (for that is not obligatory under the zoological Code). However, if there is already a validly published plant name that is a homonym of that originally non-plant name, the genuine plant name has priority over the name coming from another Code.

In Article 46.1., it is stated that in publications, particularly those dealing with taxonomy and nomenclature, it may be desirable to cite the author or authors of the name concerned. This is not absolutely necessary, but is actually a matter of the format of a journal. Nevertheless the Code can be used as an example how to cite author names.

When one proposes to change a species from one genus to author genus, one creates a new combination. Generally, one has to use the old epithet, but in article 49 regulations are given about what to do when using the old epithet is impossible.

Example of the required steps to name a new species

First it must be checked under which genus the new species could be classified. If it can be classed under a known genus the epithets occurring in that genus have to be checked. If an epithet occurs in that genus the use of another epithet is required. If it can not be classed under a known genus, then a new genus must also be described. The name of a species is a binary combination consisting of the name of the genus followed by a single specific epithet in the form of an adjective, a noun in the genitive case, or a word in apposition. Names are single words or combination of words e.g. *Ulva lactuca* (Linnaeus) which is a combination of the genus – *Ulva* – and the epithet – *lactuca* - to which the name of the first author – Linnaeus- can be added. It must be checked if the new name has already been published and if no confusion to another genus name occurs. To the name the extension **gen. nov.**(new genus) and **sp. nov.** (new species) should be added. Next a description has to be prepared (possible in any language you want, English is recommended) and a short diagnosis (which must be in Latin). Moreover, one has to prepare at least one voucher specimen and cite that as the type while you also have to indicate the herbarium or institution in which the type is conserved. However, when it is impossible to preserve a specimen, the type of the new species may be an illustration or perhaps a culture preserved in a metabolically inactive state. For algae, one has to prepare an illustration showing the distinctive morphological features (or give a reference to a previously and effectively published illustration). Afterwards the new species description must be published effectively and after acceptance, the information should be distributed as printed matter to the general public.

(To prepare the oral paper, Mr. Prud'homme van Reine has freely used, with his consent, the notes which his colleague Dr. J.F. Veldkamp has prepared for a course “An introduction to the botanical nomenclature of vascular plants”).

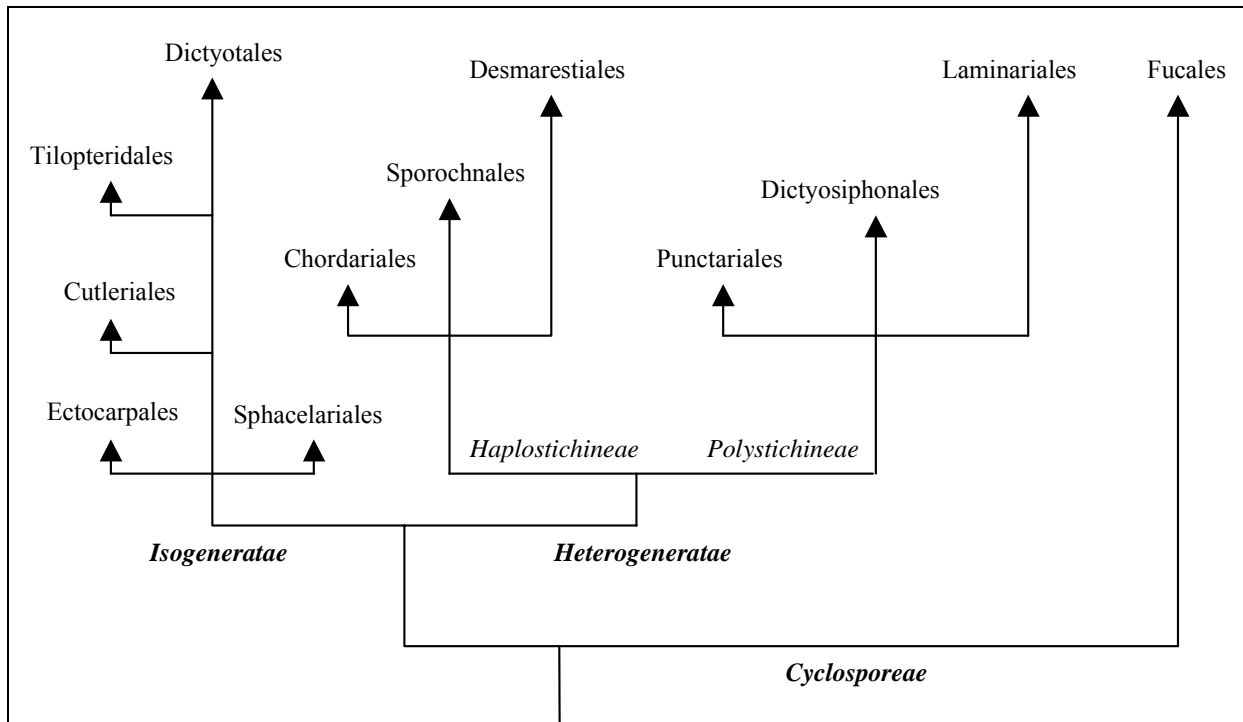
3.2 Braunalgen

3.2.1 Taxonomy and identification of brown algae (Fucophyceae) by P. M. Pedersen

Life-history patterns and thallus construction have long been considered important taxonomic features in the brown algae. Kylin (1933) distinguished between taxa with an isomorphic and a

heteromorphic life history (Isogeneratae versus Heterogeneratae) including all brown algal orders except the Fucales (Cyclosporeae). Among the Heterogeneratae he further distinguished between those having a uniseriate thallus (Haplostichineae) and those having a parenchymatous thallus (Polystichineae). His clades (see Abbildung 3) also involve some evolutionary and phylogenetic considerations as the terminal taxa are always plants with oogamous sexual reproduction.

Abbildung 3: Survey of the brown algal orders (following Kylin 1933)



The basic understanding of brown algal taxonomy is still the same. Some discussions occur from time to time about the limitations of the individual order, especially among the plants with simple thallus construction. Also questions about primitive (plesiomorphic) and advanced (apomorphic) characters have been discussed and this has consequences for the starting point of the brown algal system (Pedersen 1984). The present presentation follows the system generally accepted in modern text books, for example van den Hoek (1995).

Ectocarpales:

This order includes plants with a branched, uniseriate thalli. Many species have a direct type of life history. Species with a sexual life history are isogamous (physiologically anisogamous) with almost isomorphic generations (for example *Ectocarpus siliculosus*).

It is therefore quite easy to determine the ordinal position of such uniseriate, branched plants.

At the generic level a number of taxonomic features must be considered.

- shape of the chloroplasts
- growth pattern
- presence or absence of true phaeophycean hair
- position and formation of the plurilocular sporangia
- presence of additional reproductive structures

These characters are necessary to distinguish between the genera *Ectocarpus*, *Hincksia* (*Giffordia*), *Feldmannia* and *Acinetospora* (Tabelle 1).

The meristem in many species of *Feldmannia* have a relatively fixed position distal to relatively few hypomeristematic cells, while the meristematic zones in *Acinetospora* are less localized.

The family Sorocarpaceae Pedersen (1977) was erected to accommodate genera with true phaeophycean hairs and sympodial branching, for example *Kuckuckia*, *Sorocarpus*, and *Polytretus* (Tabelle 2).

Tabelle 1: Important characters used to distinguish genera without true phaeophycean hair within the Ectocarpales

Genus	Chloroplast	Growth	Branching	Formation of plurilocular sporangia
<i>Ectocarpus</i>	band-shaped	diffuse, intercalary	scattered	terminal, single
<i>Hincksia</i> (<i>Giffordia</i>)	disc-shaped	diffuse, intercalary	scattered or opposite	transformation of adaxial branches
<i>Feldmannia</i>	disc-shaped	localized, meristem	hypomeristematic	transformation of hypomeristematic branches
<i>Acinetospora</i>	disc-shaped	localized, meristem	scattered, crampons	scattered, loculi of different size

Sympodial branching in the Sorocarpaceae: the first vegetative cell below the terminal hair forms a lateral. This soon takes the dimensions of the erect filament, and it pushes the terminal hair into a lateral position. A new terminal hair is formed and the process can be repeated.

Tabelle 2: Differences between the genera within the Sorocarpaceae (*Polytretus*, *Kuckuckia*, *Sorocarpus*) and comparison to *Ectocarpus*

Genus	Chloroplast	True hairs	Branching	Formation of plurilocular sporangia
<i>Ectocarpus</i>	band-shaped		monopodial	terminal, single
<i>Polytretus</i>	disc-shaped	+	sympodial	terminal, sori
<i>Kuckuckia</i>	band-shaped	+	sympodial	terminal, single
<i>Sorocarpus</i>	disc-shaped	+	sympodial	terminal, cluster

Traditional brown algal taxonomy also includes microscopic genera in the Ectocarpales, for example *Streblonema* and *Hecatonema*. Many species in these and other genera are stages in the life history of well-known species in the Dictyosiphonales sensu stricto (see later) and these genera have been accommodated in dictyosiphonalean families by Pedersen (1984).

Chordariales:

Most members of the Chordariales are syntagmatic plants (syntagma is often replaced by pseudoparenchyma in English literature, but I find this term unfortunate as it gives misleading associations to a quite different thallus organization). However, it is very difficult to distinguish between relatively simple plants traditionally placed in the Chordariales and members of the Ectocarpales. This is for example the case in *Leptonematella fasciculata*. This species is placed in the Elachistaceae, and the thallus is composed of some prostrate filaments from which erect filaments develop. The erect filaments are later transformed into series of plurilocular sporangia. However, a syntagmatic medulla like in *Elachista* is absent, so this species might as well be placed in the Ectocarpales.

Further subdivisions of the Chordariales may be obtained by studies of the nature of the syntagma, which can be uniaxial or multiaxial.

A direct life-history pattern occur within the Chordariales, but also a heteromorphic life history with microscopic gametophytes and well-developed sporophytes.

Sphacelariales

Members of the Sphacelariales can easily be distinguished by their thallus construction and growth pattern.

They have a distinct apical cell. When the apical cell divides a primary segment cell is formed. This cell divides into an upper and a lower secondary segment cell, and from this moment the cell length in the thallus is fixed. The secondary segment cells undergo longitudinal divisions and in some species a few secondary transverse divisions also occur. In the genus *Sphacelaria* including several species in our area branching occur from the cell corresponding to the upper secondary segment cell (hemiblastic branching). *Sphacelaria*-species can therefore be easily identified by their segmented thallus and their branching pattern. In some species the characteristic thallus construction is masked by cortication by filaments in older parts of the thallus.

The life history is isomorphic and anisogamous. Some species also form propagules for vegetative reproduction.

Dictyosiphonales s.s.

Members of the Dictyosiphonales are all parenchymatous plants with several disc-shaped chloroplasts per cell. This is a rather large order including many families with a rather inhomogenous life-history pattern. Many species have a direct type of life history, but also heteromorphic and isogamous to slightly anisogamous life histories occur.

Pedersen (1984) distinguished the following families within the Dictyosiphonales:

- Pogotrichaceae,
- Pilayellaceae,
- Striariaceae,
- Punctariaceae,
- Myriotrichiaceae,
- Delamareaceae,
- Coelocladaceae,
- Giraudiaceae, and
- Dictyosiphonaceae.

Pogotrichum filiforme (Pogotrichaceae) is a heterotrichous plant (composed of a prostrate system which may become fertile and some erect filament, which are morphologically different from the prostrate filaments). The erect filaments are initially uniseriate, and thereby they resemble members of the Ectocarpales, but later they become parenchymatous by longitudinal divisions. It never forms true phaeophycean hairs.

Other branched and weakly developed parenchyma without true phaeophycean hairs are referred to the family Pilayellaceae.

In the last decades there have only been some minor changes within the Dictyosiphonales s.s. and an example is given below (see Tabelle 3).

Tabelle 3: Details about taxonomic development in the Dictyosiphonales

Christensen (1966)	Pedersen (1984)
<p>Punctariaceae:</p> <p><i>Litosiphon</i> <i>Punctaria</i> <i>Asperococcus</i></p>	<p>Punctariaceae:</p> <p><i>Punctaria</i> <i>Asperococcus</i> <i>Hecatonema p.p.</i></p>
<p>Myriotrichiaceae:</p> <p><i>Myriotrichia</i></p>	<p>Myriotrichiaceae:</p> <p><i>Myriotrichia</i> <i>Litosiphon</i> <i>Streblonema p.p.</i></p>

There are several reasons to place the genus *Litosiphon* in the Myriotrichiaceae.

1. the true hairs do not have a basal sheath,
2. the microthalli are *Streblonema*-like and
3. the macrothalli show sympodial branching.

By the transfer of *Litosiphon* to the Myriotrichiaceae the Punctariaceae becomes a homogenous group, only including macrothalli with true phaeophycean hairs with a basal sheath and *Hecatonema*-like microthalli also with similar hairs. These changes are supported by molecular data (Siemer et al. 1998).

Scytosiphonales

This order is also a homogenous group which includes plants with one big plate-like and lobed chloroplast with one big pyrenoid and parenchymatous macrothalli.

The life history is most often of the direct type. The swarmers from the plurilocular sporangia on the macrothalli function as zoospores and germinate into knot-filamentous or disc-shaped microthalli. The latter resemble the genus *Ralfsia*, and when fertile they form unilocular sporangia and paraphyses from the surface of the disc. There are relatively few reports sexual reproduction in *Scytosiphon* and *Petalonia*. If sexual reproduction do occur the macrothalli are gametophytes and the *Ralfsia*-like thalli are the sporophytes.

Dictyotales

Genera belonging to this order are characterized by the following features:

1. parenchymatous,
2. growth by a lens-shaped apical cell,
3. dichotomous branching, and
4. the life-history pattern.

The members of this order is mainly confined to warm temperate and tropical waters and only *Dictyota dichotoma* occurs in cold temperate waters, however, only in areas with high (>30 psu) salinity.

The life history is sexual and isomorphic. The male and female gametophytes form antheridia and oogonia, respectively. The sporophytes form reproductive structures (tetrasporangia), which are unique for the brown algae.

Desmarestiales

This is also a very characteristic order. The macrothallus is an uniaxial syntagma with trichothallic growth. A meristem is present in the determinate and indeterminate shoots, and the activity of the meristem forms a hair-like prolongation in the distal end and elongation of the thallus in the proximal end. The cortication of the axis starts immediately below the meristem and the cortical cells are also dividing actively and form a meristoderm.

The life history is sexual with microscopic gametophytes, which may be monoecious or dioecious. The fertilized eggs develop into macroscopic sporophytes in which unilocular sporangia are formed. Meiosis occur in the unilocular sporangia.

Two species, *Desmarestia aculeata* and *Desmarestia viridis*, occur commonly in our area.

Laminariales

Members of the Laminariales are the trees of the sea. They are characterized by their holdfast, the stipes, the blade, and the meristem inserted between the stipe and the blade. Furthermore, they are characterized by their life history which is strongly heteromorphic and oogamous. The gametophytes are microscopic and most often dioecious.

Fucales

Plants included in this order are characterized by their growth (apical cell), dichotomous branching, parenchymatous nature and their diplontic life history; the only haploid cells are the spermatozoids and the oogonia.

Fucus vesiculosus is an important component in the littoral and sublittoral zone in the Baltic Sea area.

3.2.2 Liste der während des Workshops bestimmten Braunalgen

Tabelle 4: Liste der während des Workshops bearbeiteten Braunalgen (List of species determined during the workshop)

Familie	Art	Abb. Seite
Braunalgen		
Chordariaceae	<i>Eudesme virescens</i> (Carmichael ex Harvey in Hooker 1833) J. Agardh 1880/81	24
	<i>Sphaerotrichia divaricata</i> (C.A. Agardh 1817) Kylin 1940	24
Desmarestiaceae	<i>Desmarestia viridis</i> (O.F. Müller 1782) Lamouroux 1813	27
	<i>Desmarestia aculeata</i> (Linnaeus 1763) Lamouroux 1813	
Ectocarpaceae	<i>Ectocarpus siliculosus</i> (Dillwyn 1809) Lyngbye 1819	25
	<i>Laminariocolax tomentosoides</i> (Farlow 1889) Kylin 1947	26
	<i>Streblonema tenuissimum</i> Hauck 1885	26
Elachistaceae	<i>Elachista fucicola</i> (Vellely 1795) Areschoug 1842	
	<i>Leptonematella fasciculata</i> (Reinke 1888) Silva 1959	27
Fucaceae	<i>Fucus vesiculosus forma mytili</i> Nienburg 1932 Material von Sylt	
	<i>Fucus evanescens</i> C.A. Agardh 1820	
	<i>Fucus serratus</i> Linnaeus 1753	
	<i>Fucus vesiculosus</i> Linnaeus 1753	
Halosiphonaceae	<i>Halosiphon tomentosus</i> (Lyngbye 1819) Jaasund 1957	28
Laminariaceae	<i>Laminaria saccharina</i> (Linnaeus 1753) Lamouroux 1813	
Myriotrichiaceae	<i>Myriotrichia clavaeformis</i> Harvey 1834	
Pylaiellaceae	<i>Pylaiella littoralis</i> (Lyngbye 1819) Kjellman 1872 Synonym: <i>Pilayella littoralis</i> (Linnaeus 1753) Kjellman 1872	28
Punctariaceae	<i>Punctaria latifolia</i> Greville 1830	29
Scytosiphonaceae	<i>Scytosiphon lomentaria</i> (Lyngbye 1819) Link 1833	30

3.2.3 Bestimmungshilfen

Tabelle 5: Vergleich der wichtigsten *Fucus*-Arten (dt.)

	<i>Fucus vesiculosus</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Fucus evanescens</i>	<i>Fucus spiralis</i>	(<i>Fucus mytili</i>)
Bestimmungsmerkmale	Mittelrippe reicht bis in die Spitzen des Phylloids, paarige Vesikel	der Rand des Phylloids ist deutlich gezähnt, keine Vesikel	Mittelrippe reicht nicht bis in die Spitze des Phylloids, keine Vesikel aber irreguläre aufgeblasene Thalli	deutlicher Rand um die Rezeptakel, keine Vesikel	Habitus ähnelt <i>F. vesiculosus</i> , aber ohne Vesikel, bildet keine Haftscheibe, verankert sich zwischen den Byssusfäden von <i>Mytilus edulis</i>
Geographische Verbreitung	Nord- und Ostsee (bis Bottnischer Meerbusen)	Nord- und Ostsee (bis Gotland)	entlang der norwegischen Küste bis in die Ostsee (Fehmarn)	Nordsee bis Kattegat	Nordsee
Vertikaler Siedlungsbereich	siedelt in der Ostsee vom oberen Bereich des Sublittorals (0,25 m) bis zu ca. 10 m Tiefe	siedelt gemischt und tiefer als <i>F. vesiculosus</i> (bis zu ca. 6 m Tiefe)	siedelt in der Ostsee zwischen <i>F. vesiculosus</i> und <i>F. serratus</i>	wächst im oberen Bereich der Littoralzone	siedelt nur in Miesmuschelbänken

Tabelle 6: Comparison of important *Fucus*-species (engl.)

	<i>Fucus vesiculosus</i>	<i>Fucus serratus</i>	<i>Fucus evanescens</i>	<i>Fucus spiralis</i>	(<i>Fucus mytili</i>)
Characteristic features	central rib to the tip of the phylloids, pairwise vesicles	the rim of the phylloids clearly dentate, vesicles absent	central rib do not reach the tip of the phylloids, no vesicles, but irregularly inflated thallus	distinct rim around the receptacles, no vesicles	habitus similar to <i>F. vesiculosus</i> , but no vesicles; loose-lying, but anchored to byssus filaments of <i>Mytilus edulis</i>
Geographical distribution	North Sea to the Bothnian Bay	North Sea and Baltic Sea, occurs to the island of Gotland	along the Norwegian coast to the Baltic Sea (Fehmarn)	North Sea-Kattegat	North Sea
Vertical distribution	In the Baltic Sea it grows from the upper part of the sublittoral (0.25 m) down to ca. 10 m	Grows mixed and below <i>F. vesiculosus</i> to ca. 6 m depth	In the Baltic Sea it grows between <i>F. vesiculosus</i> and <i>F. serratus</i>	Grows in the upper part of the littoral zone	Grows only in banks of <i>Mytilus edulis</i>

3.2.4 Abbildungen

Abbildung 4: *Eudesme virescens*

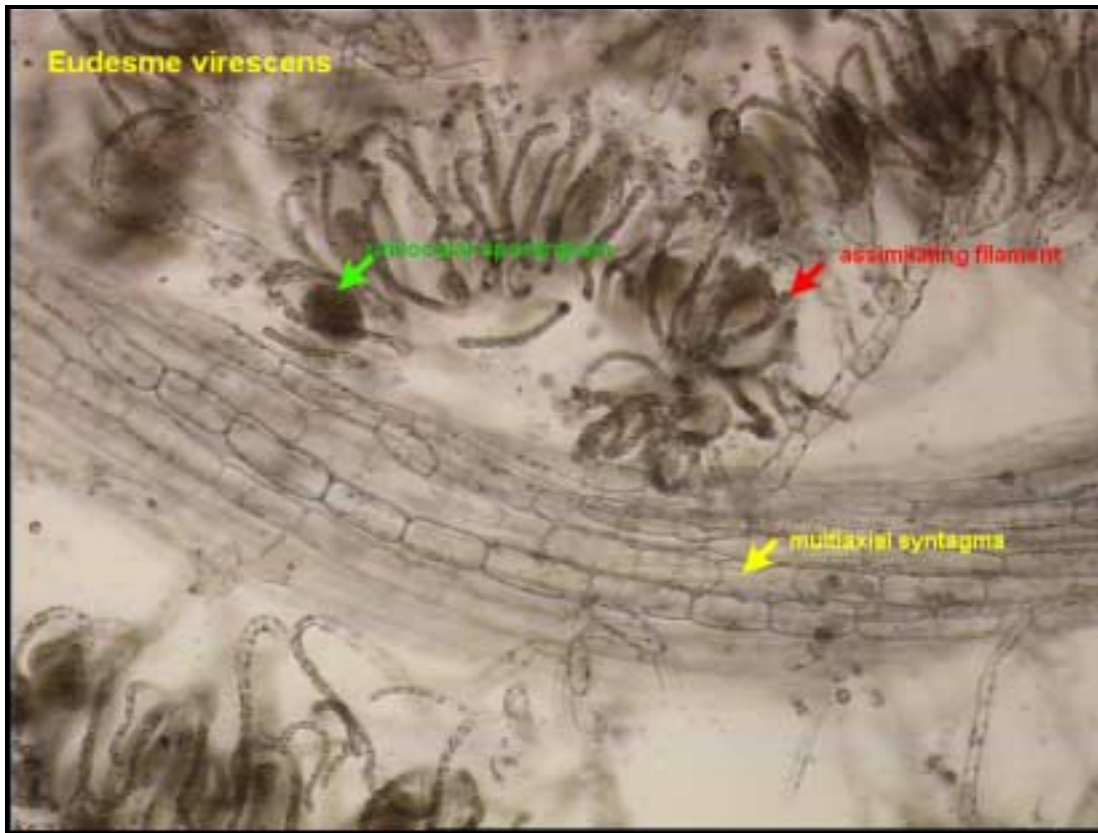


Abbildung 5: *Sphaerotrichia divaricata*



Abbildung 6: *Ectocarpus siliculosus*



Abbildung 7: *Ectocarpus siliculosus*



Abbildung 8: *Laminariocolax tomentosoides*



Abbildung 9: *Streblonema tenuissimum* endophytisch in *Cystoclonium purpureum*

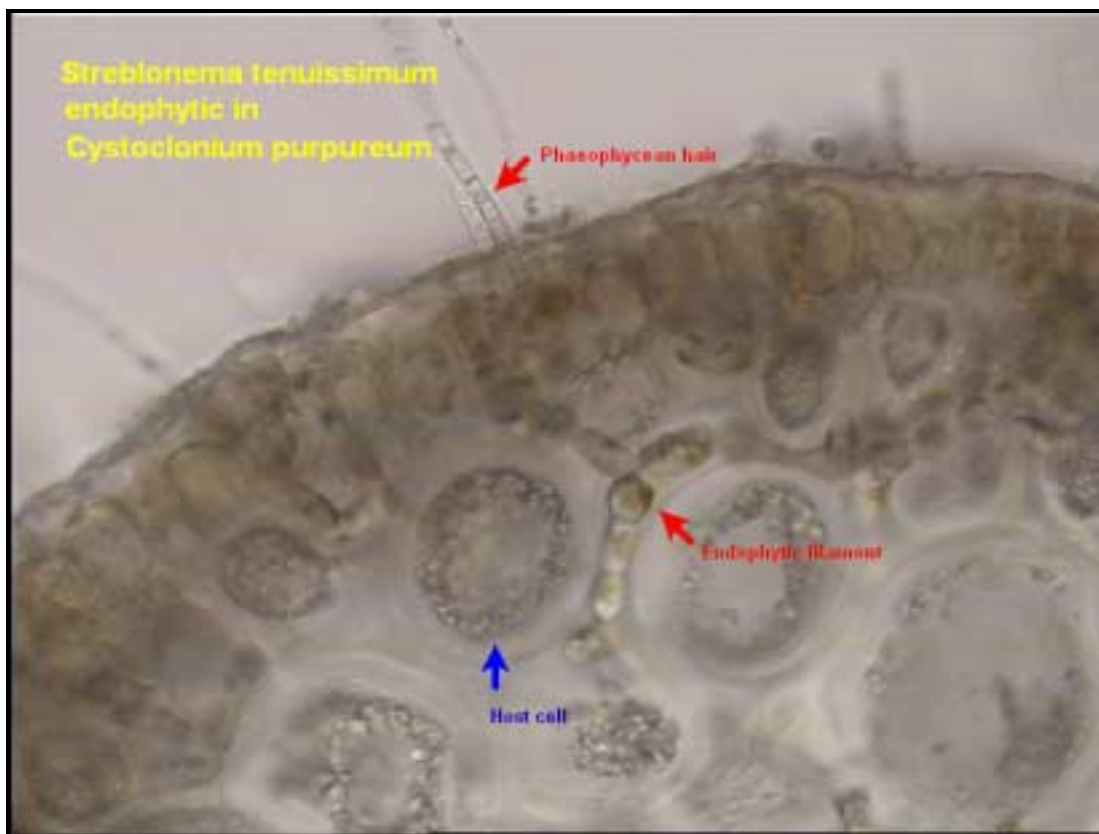


Abbildung 10: *Desmarestia viridis*

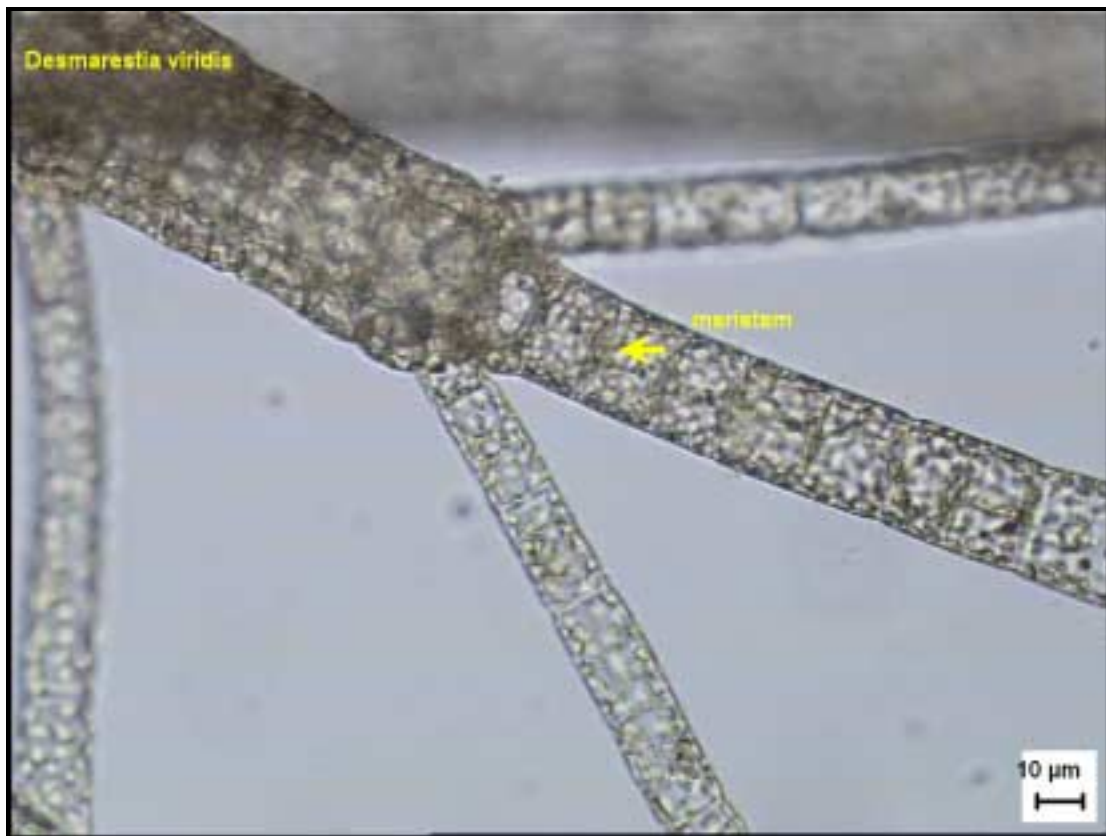


Abbildung 11: *Leptonematella fasciculata*

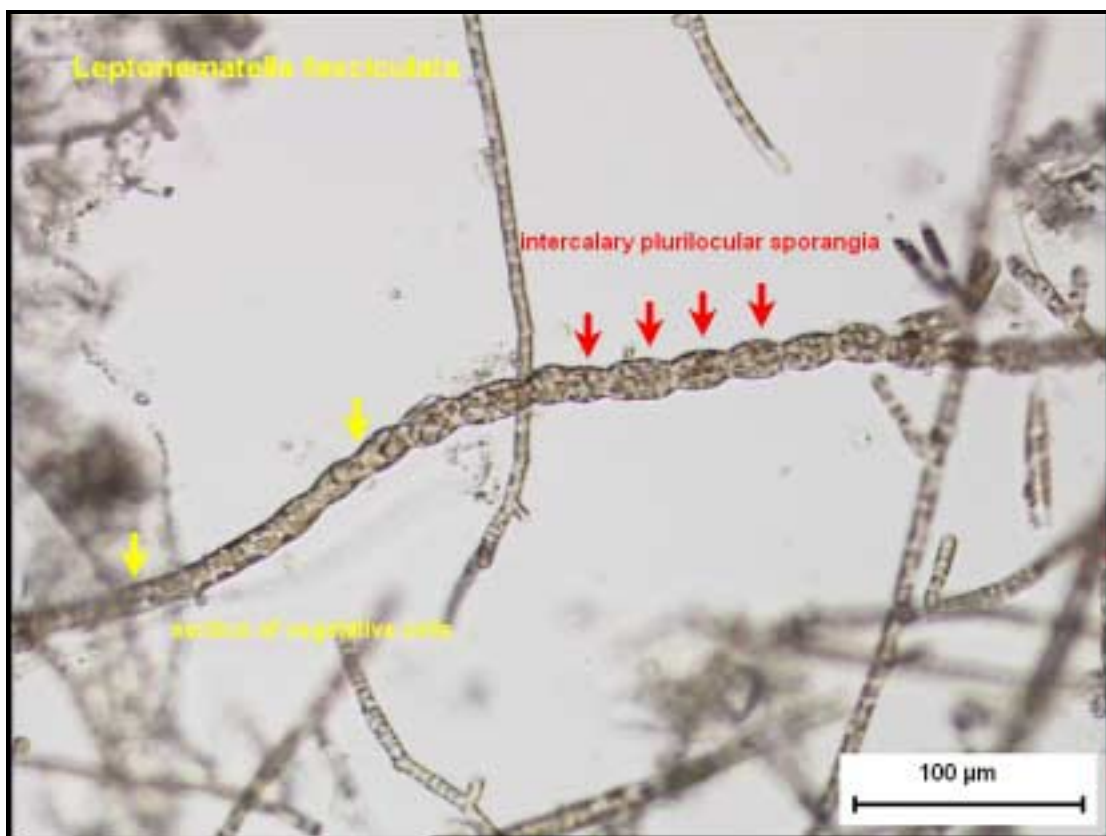


Abbildung 12: *Halosiphon tomentosus*



Abbildung 13: *Pylaiella littoralis*



Abbildung 14: *Punctaria latifolia*

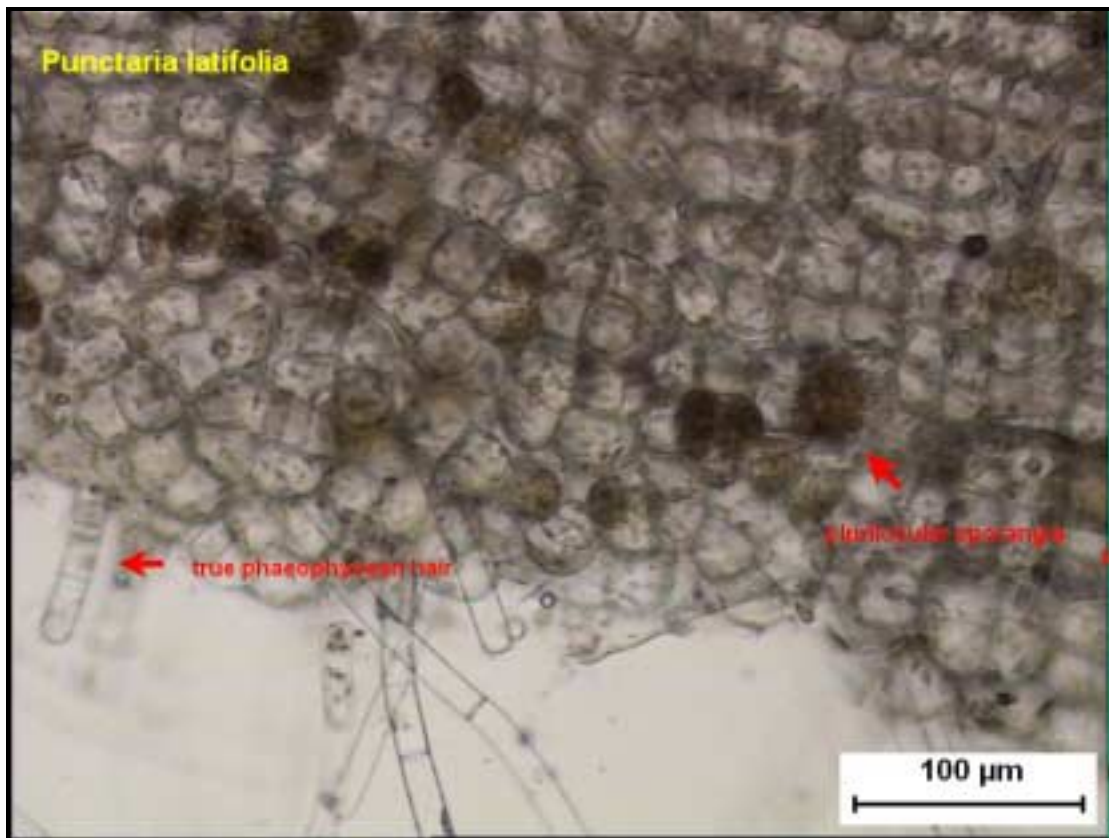


Abbildung 15: *Punctaria latifolia*

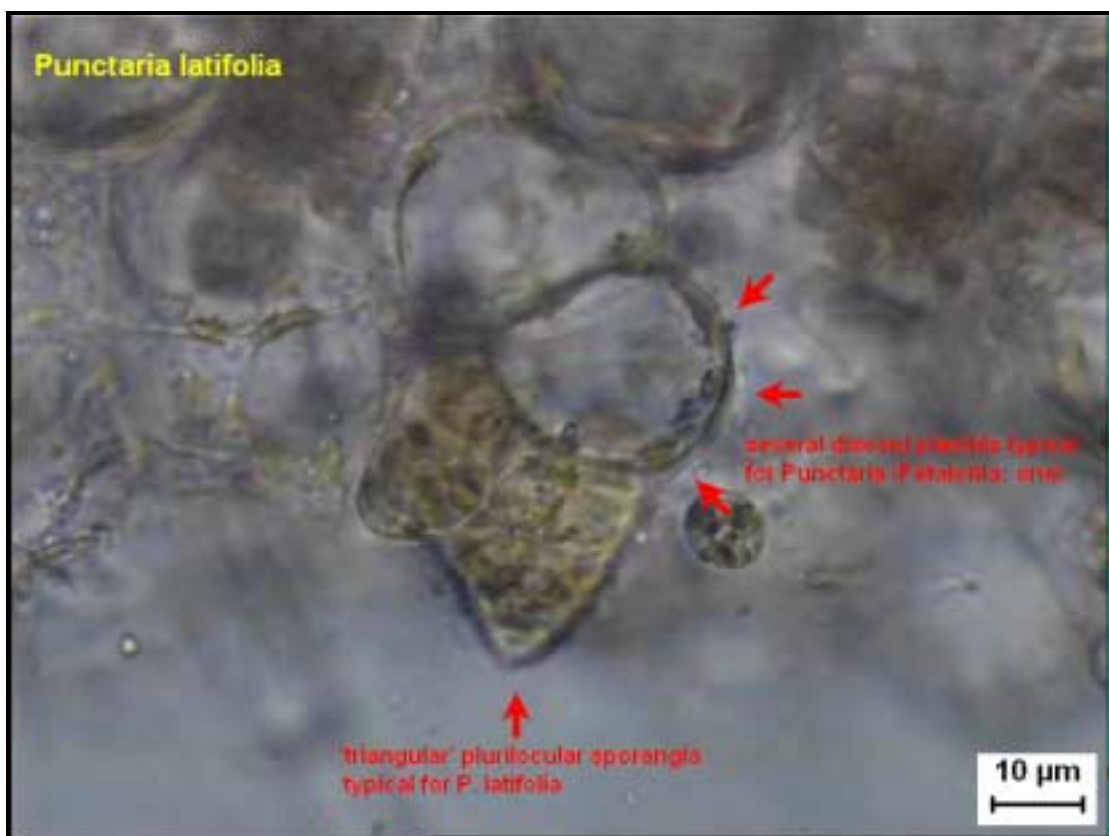
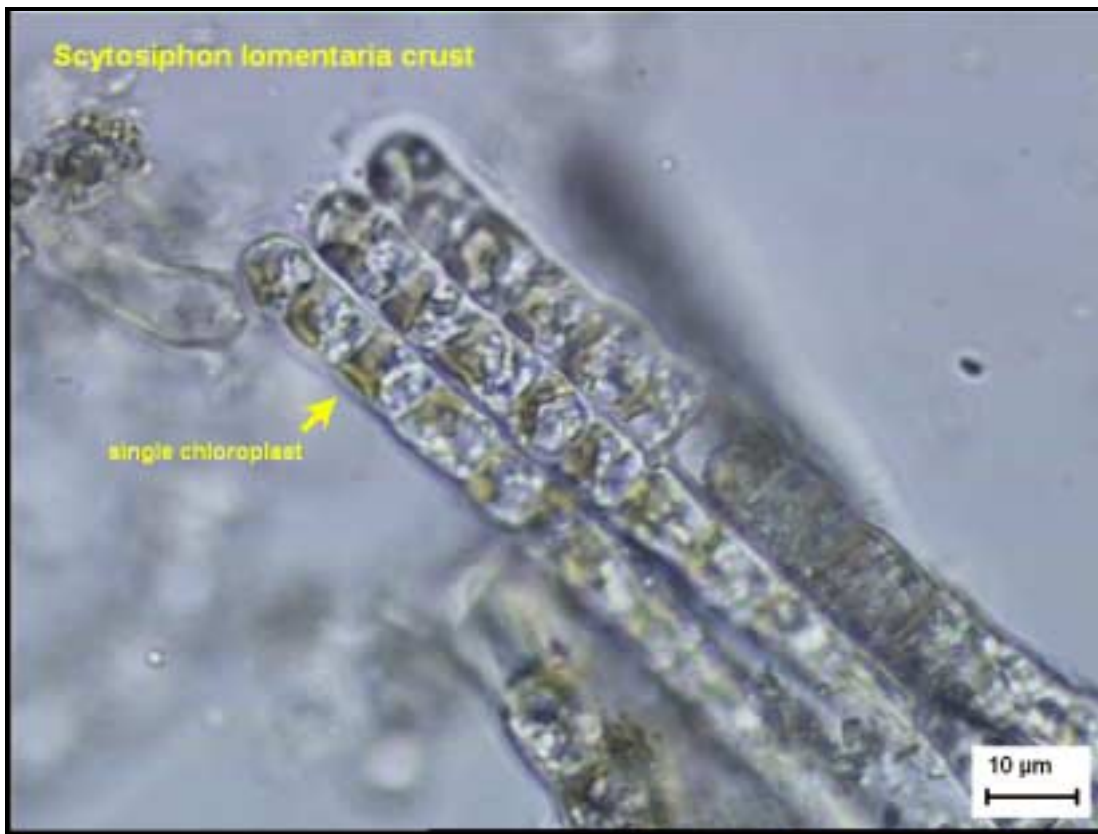


Abbildung 16: *Scytosiphon lomentaria*



3.3 Grünalgen

3.3.1 Taxonomy and identification of green algae by Aa. Kristiansen

Taxonomy:

Green algae include ca. 8000 species especially in fresh water, but are also found in terrestrial and marine environments. Many species are unicellular, colonial or filaments or of a more complicated structure. The taxonomy within the green algae is based on cytological characters especially of the swarmer cells. The storage product is starch which occurs as grains in the chloroplast often surrounding a spherical or ellipsoidal pyrenoid which contains the enzyme RuBisCo which takes part in starch formation. Starch can easily be stained by adding iodine to the material.

The systematics can be furthermore studied in van den Hoek et al. (1995) or in Christensen (1994), van den Hoek splits in classes while Christensen use orders. The newest book is Graham & Wilcox (2000). In monitoring work it is easier to stick to a checklist concerning the area in question. In the checklist for the Baltic Sea area (Nielsen et al. 1995) the species are arranged according to the taxonomy in Christensen (1994).

Overview of orders and genera occurring in the Baltic Sea area (Nielsen et al. 1995 following Christensen 1994):

- Chlorococcales (*Chlorochytrium, Chlorocystis, Coccomyxa, Ostreobium*)
- Volvocales (*Chaetopeltis*)
- Ulotrichales (*Acrochaete, Acrosiphonia, Aphanochaete, Blastophysa, Blidingia, Bolbocoleon, Capsosiphon, Enteromorpha, Epicladia, Eugomontia, Gayralia, Gomontia, Monostroma, Ochlochaete, Percursaria, Phaeophila, Planophila, Pringsheimiella, Protomonostroma, Pseudendoclonium, Spongomorpha, Stromatella, Syncoryne, Tellamia, Ulothrix, Ulva, Ulvaria, Uvella, Ulvopsis, Urospora*)
- Cladophorales (*Chaetomorpha, Cladophora, Rhizoclonium*)
- Bryopsidales (*Bryopsis, Codium, Derbesia*)
- Prasiolales (*Prasiola, Rosenvingiella*)

- Chaetophorales (*Chaetophora, Stigeoclonium, Uronema*)
- Oedogoniales (*Bulbochaete, Oedogonium*)

The marine green algae form a conspicuous grass-green vegetation in the shallow especially eutrophicated waters, where they can often form monocultures. But they are also found in deeper waters down to 20 - 30 m depth in our area.

Identification:

A key to the green algae will almost always start with the question – is the thallus microscopic or macroscopic? A difficult question as all macroscopic algae start small (microscopic). Especially in the green algae there are many smaller species – unicellular, discs or cushions, often stages in a life history. With an eye on monitoring activities, these algae are often difficult to handle and probably not ecological important (but this could also be because we don't know enough about their role in the ecosystem). So most important will be to concentrate on the larger green algae found in our area.

First of all, be critical when you collect, sample only the well developed specimens attached to the substrate – have a careful look and avoid what appears to be old and decaying i.e. collect typical and fresh material. Loose-lying algae are often difficult to identify as they change in appearance (habitus) and become more slender and open branched. Loose-lying species are of two categories: decaying, dead algae, and species with the ability to grow in loose-lying conditions e. g. among the green algae: *Cladophora, Enteromorpha*, among the red algae: *Furcellaria, Phyllophora*, among the brown algae: *Pylaiella, Ectocarpus*.

The algal vegetation changes during the year: the perennials are always present but the annuals and short-living algae change during the season. So ideal would be to study the vegetation at least spring-summer-autumn. The richest vegetation are surely met with in late July and early August.

Some of the green algae have a heteromorphic life history which means that the haploid bigger (filaments, leaves) individuals are confined to certain months while they are invisible as unicellular stages in the rest of the year. This is for example the case in *Ulothrix, Urospora* and *Monostroma*. Other green algae have an isomorphic life history where both stages occur over several months e. g. *Enteromorpha, Ulva*, and *Cladophora*.

Unbranched, uniseriate=monosiphonous filaments (*Ulothrix*, *Urospora*, *Chaetomorpha*, *Rosenvingiella*, *Rhizoclonium*)***Ulothrix*:**

Filaments 15 - 30 µm in diameter, each cell with one, parietal (open ring), chloroplast with 1 - 3 pyrenoids. Grow in the supralittoral zone especially during spring. Several species.

***Urospora*:**

Filaments 30 – 50 - (70) µm in diameter. Chloroplast is a perforated ring (cylinder) with many pyrenoids. Grow in the same zone as *Ulothrix* but form a characteristic dark-green fringe during spring, but occur also summer and autumn.

***Chaetomorpha*:**

Filaments up to 400 - 700 µm in cell diameter – individual cells can be observed by the naked eye. The chloroplast is parietal, perforated spongy reticulate with many pyrenoids. Several nuclei which are placed parietal.

***Rosenvingiella*:**

Filaments 10 - 20 µm in diameter, most uniseriate but can be bi- or multiseriate in the outer area. Often with the characteristic pairwise rhizoids. The chloroplast is axile (in the middle of the cell), stellate with 1 pyrenoid). Growing in the uppermost part of the supralittoral zone favoured by bird droppings.

***Rhizoclonium*:**

Filaments 10 - 50 µm in diameter often with 1 - 3 celled rhizoidal branches . Chloroplast reticulate with many pyrenoids. Several nuclei in the middle of the cell. Unattached, entangled filaments over the bottom or other algae. Most common in the salt marshes.

Unbranched, biserial filaments = cellplate (*Percursaria*)***Percursaria*:**

Filaments or cell-plate are always biserial. Loose-lying in saltmarshes often together with *Rhizoclonium* and *Enteromorpha*.

Branched, uniseriate = monosiphonous filaments (*Acrosiphonia* and *Spongomorpha*, *Cladophora*)

***Acrosiphonia* and *Spongomorpha*:**

Today mostly separated in 2 genera – the uninucleate *Acrosiphonia* and the multinucleate *Spongomorpha*. The chloroplast is parietal, perforated reticulate (cylinder) with many pyrenoids. *Acrosiphonia* includes 3 species and *Spongomorpha* 1 species. For a detailed key use Rueness (1977).

Tabelle 7: Comparison of *Acrosiphonia* and *Spongomorpha*

<i>Acrosiphonia:</i>	<i>Spongomorpha:</i>
cell diameter ca. 40 – 300 µm, uninucleate 3 species in the area.	cell diameter 20 – 30 µm, multinucleate the tuft usually is more pale-green 1 species

***Cladophora*:**

This is a big and difficult genus on species level. You can easily identify the genus by taking the algal tuft up to the ear, tear it and you will hear the rustling noise of broken cellulose microfibrils of the thick cell wall. In the checklist (Nielsen et al. 1995) 15 species is reported in the area but some have a limited distribution and *C. obliterata* is a synonym of *C. dalmatica*, see Nielsen. 1999. Two monographs can be used (Hoek 1963; Söderström 1963). They are difficult – you may also try the translated Danish key, but be careful and identify only attached individuals. Or you can use Rueness (1977) and Pankow (1971), but check synonyms.

Parenchyma – tubular or leaves

For details of European taxa in Ulvales see Bliding (1963 and 1968).

Tubular (*Blidingia*, *Capsosiphon*, *Enteromorpha*)

The full-grown, branched or unbranched thallus is hollow surrounded by 1 cell layer. In some species the tube is regularly flattened and seems 2-layered, but with the fingers you can always feel the 2 layers moving smoothly against each others.

***Blidingia*:**

Cells small, only ca. 7 µm in diameter. Central, stellate chloroplast with 1 pyrenoid. Grows in the upper littoralzone.

***Capsosiphon*:**

Yellow-green to lightbrown tubes with cells in groups of 2 or 4. Can be observed especially in polluted harbours or eutrophicated bird areas.

***Enteromorpha*:**

Cells larger than in *Blidingia* and often arranged in more or less distinct rows. Difficult to identify on species level. The checklist (Nielsen et al. 1995) include 12 species. Besides the works of Bliding you can also use Koeman (1985). There is a key in this book, but it is difficult. For species identification following characters are used: cell size, arrangement of cells and number of pyrenoids. Branching seems to be a reliable character. In our area *E. intestinalis* is very common. The polygonal cell has a hood-shaped chloroplast with 1 pyrenoid. The cells are not arranged in distinct rows. It is often unbranched but in low saline water it can also be branched (see photo, fig. 15 in Wærn 1952). *E. compressa* is morphological alike, but always branched. It is recognized as a distinct species (Larsen 1981 and Blomster et al. 1998). Ongoing sequense analyses (pers.com. Elina Leskinen, Oulu University, Finland) on material from the Baltic Sea and extra Baltic localities show that *E. compressa* do not occur in the Baltic sea, only on the northern part of the Swedish westcoast and outside our area. In conclusion *E. compressa* is always branched and *E. intestinalis* is unbranched – except in low saline waters in the Baltic sea where it also can be branched.

Leaves, monostromatic = 1-layered sheet (*Prasiola*, *Monostroma*, *Gayralia*, *Ulvaria*)***Prasiola*:**

1 cm high, fanshaped leaves growing in the upper supralittoral zone. On the stones it looks like minced parsley. The chloroplast is central placed and stellate chloroplast with 1 pyrenoid. Often with cysts (thick walled spores) at the edge of the leaf.

Monostroma, Gayralia, Ulvaria:

3 genera which are common in the area, but we only found 1 sheet of *Ulvaria fusca*, which is dark- to brown-green, *Monostroma grevillei* (synonym: *Ulvopsis grevillei*) is common in the early spring and has already disappeared. *Gayralia oxysperma* is common during summer and autumn as olive-green sheets with cells arranged in groups.

Leaves, distromatic = 2-layered sheet (*Ulva*)***Ulva:***

This species is thicker, 2-layered and dark-green. It is often found loose-lying and up to 1 m² big sheets occur due to inhibition of swarmer formation.

Siphonal green algae (*Bryopsis, Codium*)***Bryopsis:***

Densely branched with featherlike shoots without any transverse cell walls (siphonal, coenocytic), and with numerous small disc-shaped chloroplasts, each with a pyrenoid.

Codium:

30 - 40 cm high. Thick, consisting of many coenocytic filaments. Introduced genus.

Charophyceae (Stoneworts, Armleuchteralgen)

Stoneworts grow in soft bottom and often form submerged meadows especially in the protected shallow water areas. Very easy to recognize on the whorled branches. They are valuable indicators in monitoring the vegetation as eutrophication and pollution will cause decreasing water transparency and push the the depth limits for vegetation upwards. There are 4 genera in the Baltic Sea: *Chara*, *Lamprothamnion*, *Tolypella* and in the innermost area also *Nitella*.

Chara is easily identified on the presence of a system of cortical filaments covering the long-cell between two whorls. *Lamprothamnion*, *Toypella* (and also *Nitella*) show a naked long-cell between two whorls. Species identification is difficult in *Chara*; some are illustrated in Køie et al. (2000). But you have keys in Krause (1997) and Moore (1986).

Within the international nongovernmental scientific organisation for marine biologists working in the Baltic Sea area - Baltic Marine Biologists (BMB)- there is a working group (No. 33) dealing with Charophyta. This working group was established in 1998. The objective is to

develop and review keys for determination and collect data about distribution, ecology and changing of populations of Charophyta in the Baltic Sea and publishing these data in a book “Charophytes in the Baltic Sea”.

3.3.2 Liste der während des Workshops bestimmten Grünalgen

Tabelle 8: Liste der während des Workshops bearbeiteten Grünalgen

Familie	Art	Abb. Seite
Grünalgen		
Acrosiphoniaceae	<i>Acrosiphonia arcta</i> (Dillwyn 1809) J.G. Agardh 1846	42
	<i>Spongomorpha aeruginosa</i> (Linnaeus 1753) van den Hoek 1963	41
Bryopsidaceae	<i>Bryopsis plumosa</i> (Hudson 1778) C.A. Agardh 1822	
Cladophoraceae	<i>Chaetomorpha linum</i> (O.F. Müller 1778) Kützing 1845	
	<i>Chaetomorpha melagonium</i> (Weber et Mohr 1804) Kützing 1845	
	<i>Cladophora glomerata</i> (Linnaeus 1753) Kützing 1843	
	<i>Cladophora sericea</i> (Hudson 1762) Kützing 1843	
Monostromataceae	<i>Ulvaria fusca</i> (Postels et Ruprecht 1840) Ruprecht 1850	
Prasiolaceae	<i>Prasiola stipitata</i> Suhr in Jessen 1848	42
Ulvaceae	<i>Blidingia minima</i> (Nägeli ex Kützing 1849) Kylin 1947	45
	<i>Enteromorpha flexuosa</i> (Wulfen ex Roth 1800) J.G. Agardh 1883	44
	<i>Enteromorpha intestinalis</i> (L.) Nees 1820	45
	<i>Enteromorpha prolifera</i> (O.F. Müller 1782) J.G. Agardh 1883	43, 44
	<i>Enteromorpha torta</i> (Mert. In Jürgens 1816-35) Reinbold 1893b Material aus dem Wattenmeer	
Codiolaceae	<i>Urospora penicilliformis</i> (Roth 1806) Areschoug 1866 einige in Zersetzung befindliche Filamente	

3.3.3 Bestimmungsschlüssel

3.3.3.1 Preliminary key to *Cladophora* comprising species from the Danish coastal waters

Key established by Tyge Christensen May 1988. Translated from Danish by Aa. Kristiansen May 2001. Characters valid for plants in growth. Common species are underlined.

- | | | |
|----|--|--|
| 1 | Plants in height max. 2 mm. | <i>Cladophora pygmaea</i> |
| 1* | Plants usually several cm high | 2 |
| 2 | Lateral branches from nearly all cells in the upper part of the plant | 3 |
| 2* | Lateral branches few, i.e. many cells between branches | 7 |
| 3 | Often 2 more seldom 3 branches from the same cell. Branching equally dense. Apical cells rounded, cylindrical, usually more than 45 µm in diameter | <u><i>Cladophora laetevirens</i></u> |
| 3* | Often 3 or more branches from the same cell. Apical cells usually less than 50 µm in diameter. | 4 |
| 4 | Branching equally dense. Branches equally thick | 5 |
| 4* | Upper parts densely branched, lower parts with considerable intercalary growth, so that the plant appears as tufts on stalks. Branches on vigorous plants conspicuously tapering | 6 |
| 5 | Cells in the main axis usually 2-4 times broader than the apical cells; the latter often 25-50 µm in diameter | <i>Cladophora dalmatica</i> |
| 5* | Cells in the main axis usually 4-7 times broader than the apical cells; the latter often 10-30 µm in diameter, but always some below 20 µm. | <i>Cladophora oblitterata</i> = <i>Cladophora dalmatica</i> s.l. |
| 6 | Occurring in fresh water and in brackish water up to 15 ‰ salinity. Only asexual reproduction with zoospores with 2 flagella is known | <u><i>Cladophora glomerata</i></u> |
| 6* | Occurring in marine and brackish environments down to 7 ‰ salinity. With alternation of generations. | <i>Cladophora vagabunda</i> |
| 7 | Plants strikingly dark-green with appressed branches (Sarthamnus-like). 0-6 branches from each cell. | <u><i>Cladophora rupestris</i></u> |
| 7* | Plants often grass-green with more or less obliquely projecting branches. Very seldom more than 3 branches from the same cell | 8 |
| 8 | Apical cells more than 60 µm in diameter | 9 |
| 8* | Apical cells less than 50 µm in diameter | 10 |

- 9** Apical cells 90-220 µm in diameter. Lateral branches equally thick. Plant not curly.
 *Cladophora hutchinsiae*
- 9*** (Apical cells 65-110 µm in diameter. Branchlets of last order tapering. Plant parsley-like.
 Unidentified species from Rønnerne near Frederikshavn.)
- 10** Many cells have 2, some 3 lateral branches **11**
- 10*** Usually only one branch from each cell. Branchlets of last order conspicuously tapering
 towards apex, often in unilateral rows *Cladophora flexuosa*
- 11** Most cells ca. 20 µm in diameter, very few more than 50 µm. Plants curly, parsley-like
 on exposed localities, with straight shoots in quiet water. *Cladophora albida*
- 11*** Most cells 25-60 µm in diameter **12**
- 12** Plants curly, parsley-like. Branchlets of last order equally thick and terminally rounded . .
 *Cladophora hamosa* = *Cladophora albida* s.l.
- 12*** Plants not curly. Branchlets of last order often slightly tapering or acute.
 *Cladophora sericea*

3.3.3.2 Bestimmungsschlüssel der Gattung *Enteromorpha*

Dieser Schlüssel ist die Übersetzung des dänischen Bestimmungsschlüssels der häufigsten *Enteromorpha*-Arten der dänischen Gewässer. Er wurde 1987 von Jacob Larsen erstellt. Die Übersetzung erfolgte durch T. Reincke, MARILIM, Kiel.

Die im Schlüssel erwähnten Pyrenoide sind die Zentren der Stärke- oder Fettbildung (Stärke-
körner). Sie befinden sich in den Chloroplasten und teilen sich in der Regel mit ihnen.

- | | | |
|-----------|--|---|
| 1 | Thallus mit Zellen in ungeordneten Reihen oder mit kleinen Bereichen schwach geordneter Reihen. Zellen polygonal, Chloroplast kappenförmig mit einem Pyrenoid (die Chloroplasten sind im allgemeinen schwer zu erkennen, da sich in den Zellen Stärke-
körner ansammeln) | <i>Enteromorpha compressa</i> + <i>Enteromorpha intestinalis</i> |
| 1* | Zellen in großen Teilen des Thallus in geordneten Reihen, viele Zellen sind rechteckig oder quadratisch | 2 |
| 2 | Chloroplast an den Längs- und Querwänden der Zellen ausgestreckt, fast alle Zellen haben nur einem großen Pyrenoid | 3 |
| 2* | Chloroplast wandständig, füllt jedoch nur einen Teil der Wandfläche, mehrere Pyrenoide pro Chloroplast (nur selten ein einziger). | 5 |
| 3 | Thallus aus dünnen Filamenten, unverzweigt, nur 3 bis 8 Zellreihen, im Brackwasser, oft auf Strandmatten. | <i>Enteromorpha torta</i> |
| 3* | Thallus besteht aus vielen Zellreihen, diese verzweigt oder unverzweigt. | 4 |
| 4 | Thallus unverzweigt, zusammengepreßt, erscheint wie zweischichtiges Laub (außer an der Basis und am Rand des Thallus). | <i>Enteromorpha linza</i> |
| 4* | Thallus hohl, verzweigt oder unverzweigt (dann oft an der Basis spiralig gedreht). | <i>Enteromorpha prolifera</i> + <i>Enteromorpha ahlnneriana</i> |
| 5 | Thallus oft verzweigt. Chloroplast ist ein hohler Zylinder mit mehreren Pyrenoiden. Manchmal ist der Chloroplast klein und mit nur einem Pyrenoid (dann Verwechslungs-
gefahr mit <i>E. compressa</i> , die sich jedoch durch die unorganisierten Zellreihen unter-
scheidet). | <i>Enteromorpha flexuosa</i> |
| 5* | Thallus stark verzweigt, oft mit Zweigen 2. Ordnung. Chloroplast klein und scheiben-
förmig, mit mehreren Pyrenoiden | <i>Enteromorpha clathrata</i> |

3.3.4 Abbildungen

Abbildung 17: *Spongomorpha aeruginosa*



Abbildung 18: *Spongomorpha aeruginosa*



Abbildung 19: *Acrosiphonia arcta*

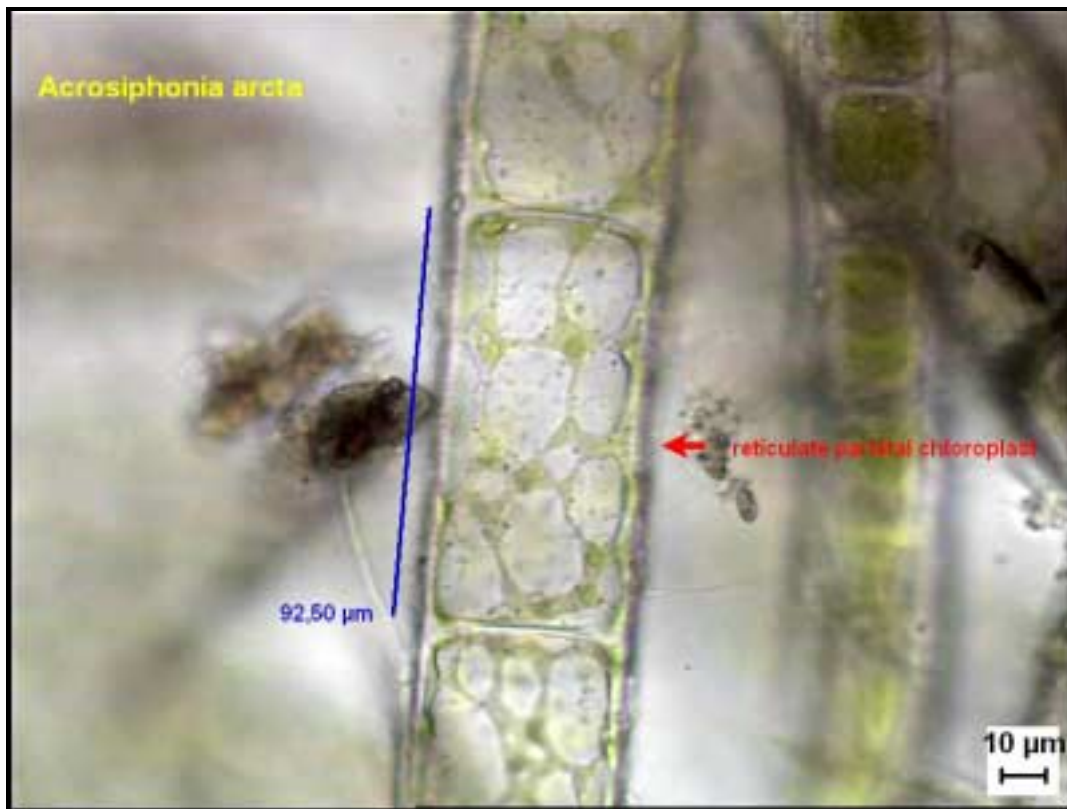


Abbildung 20: *Prasiola stipitata*



Abbildung 21: *Enteromorpha prolifera*

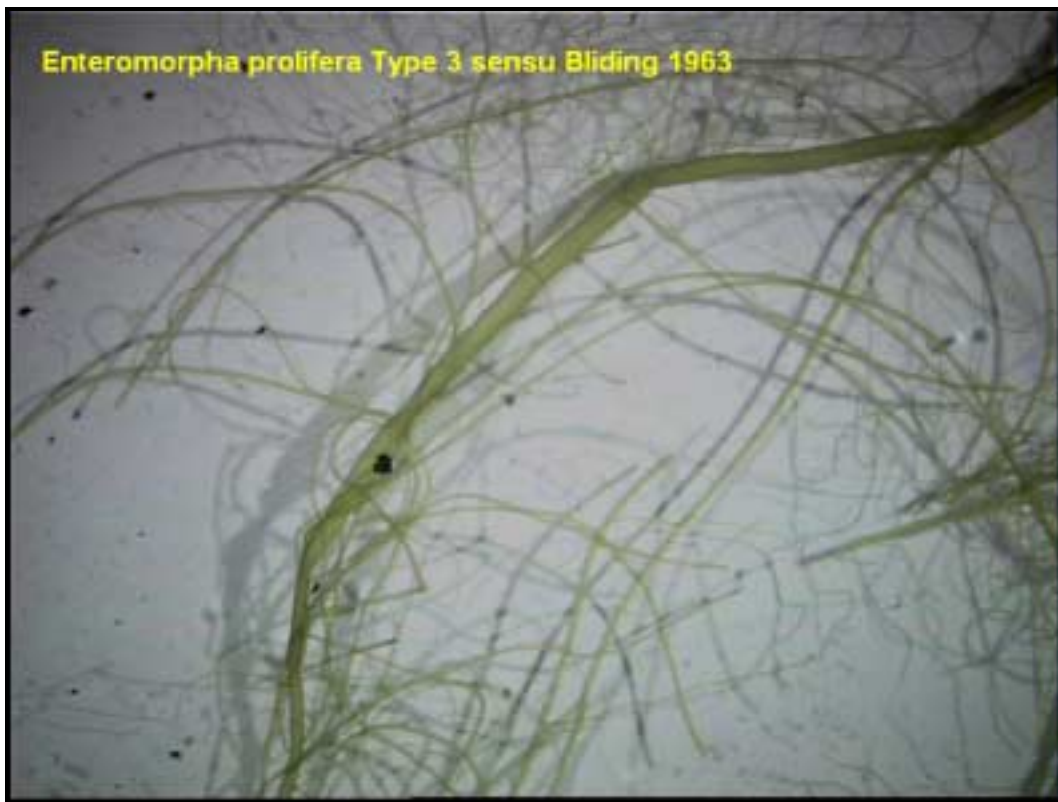


Abbildung 22: *Enteromorpha prolifera*

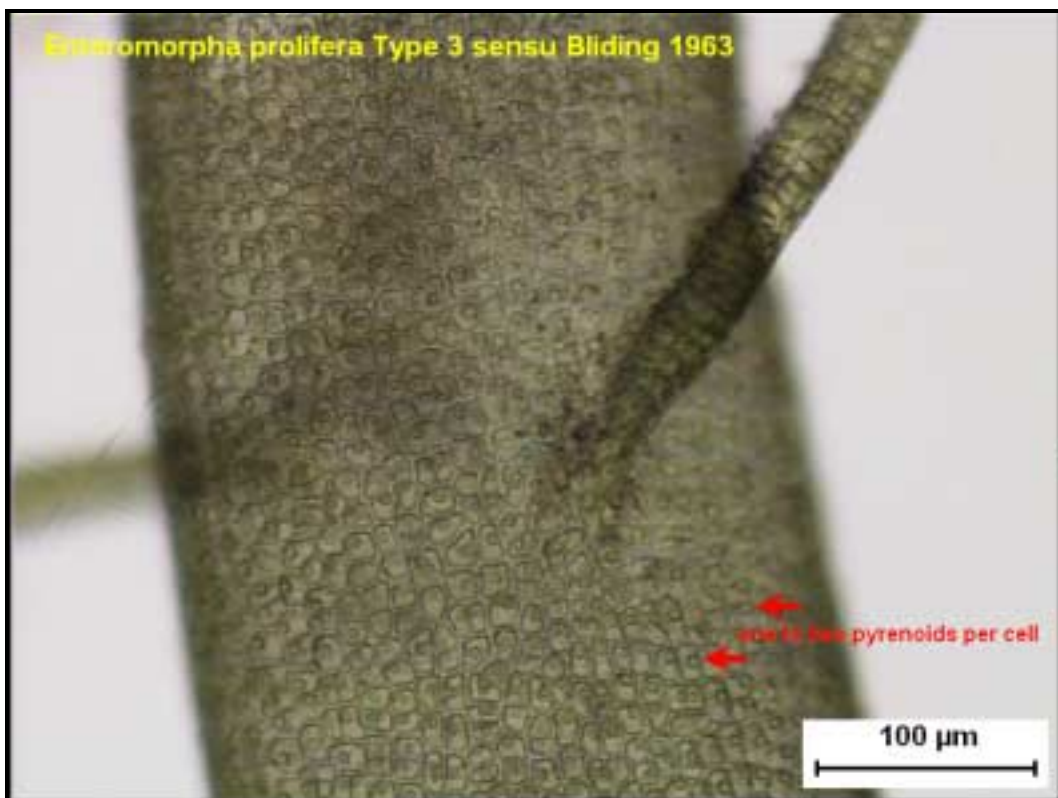


Abbildung 23: *Enteromorpha prolifera*

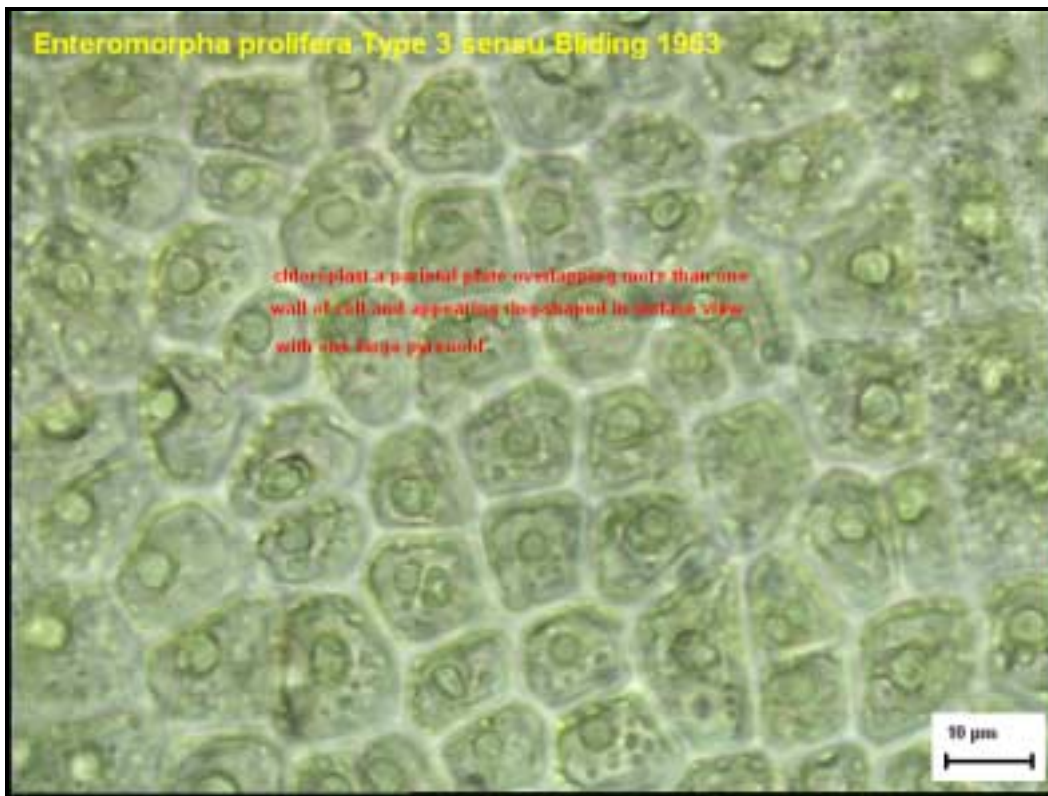


Abbildung 24: *Enteromorpha flexuosa*

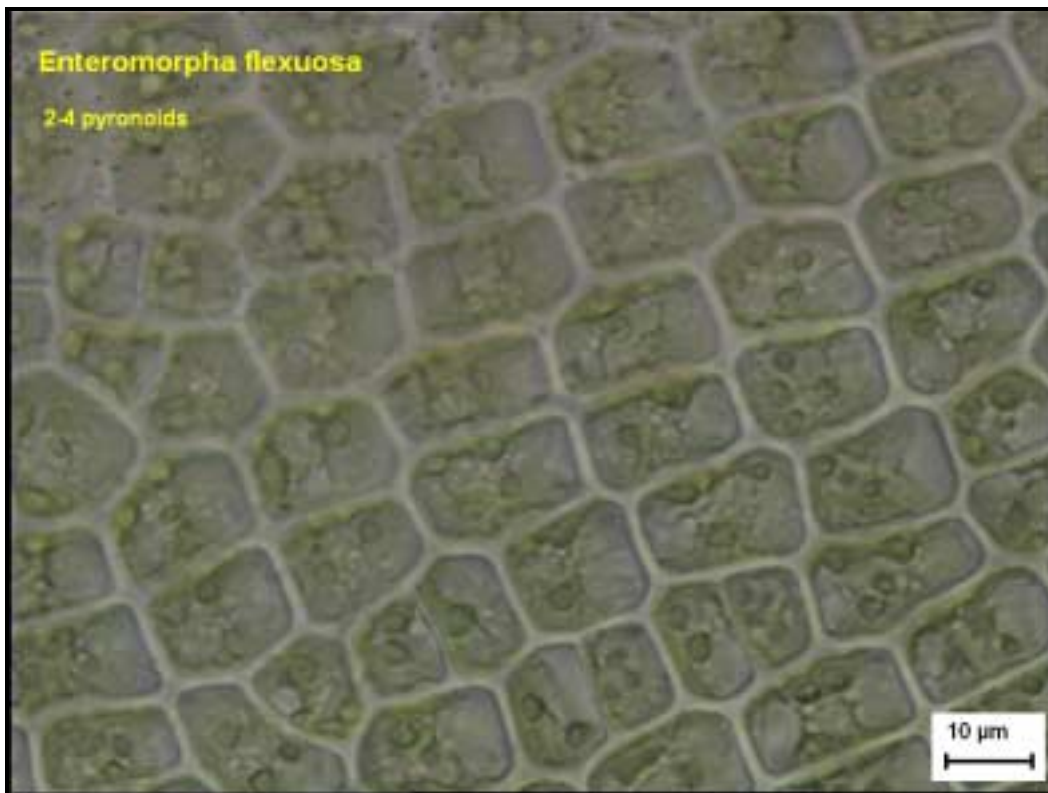


Abbildung 25: *Enteromorpha intestinalis*

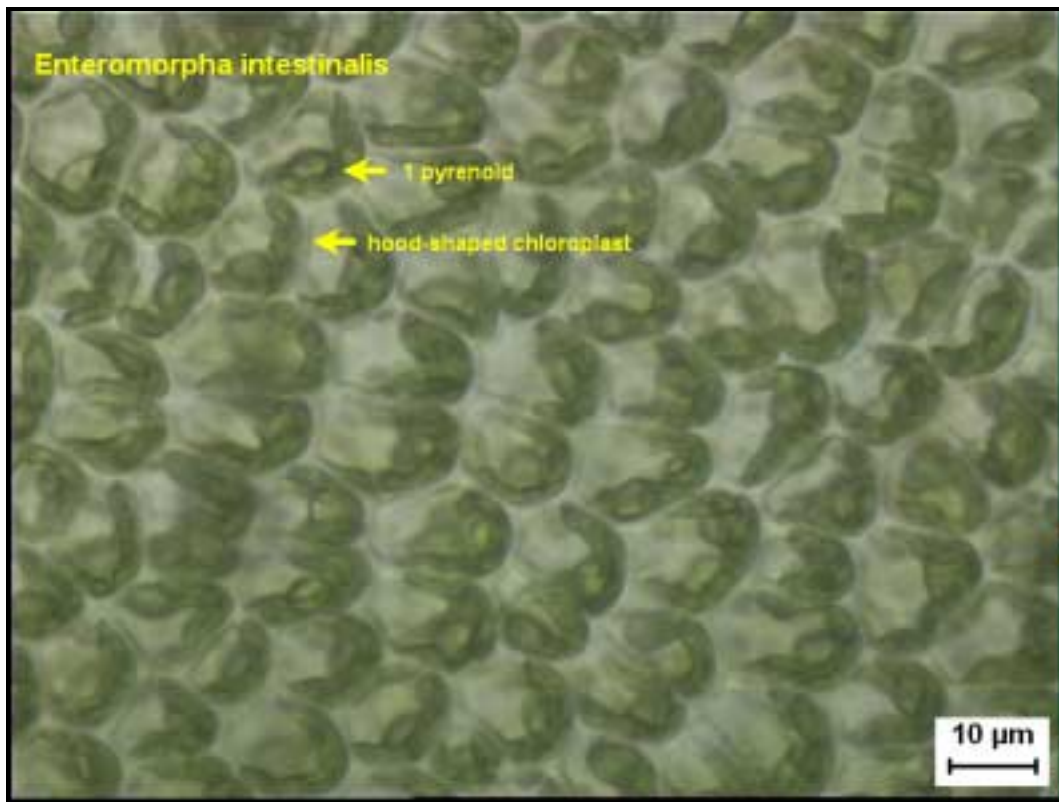
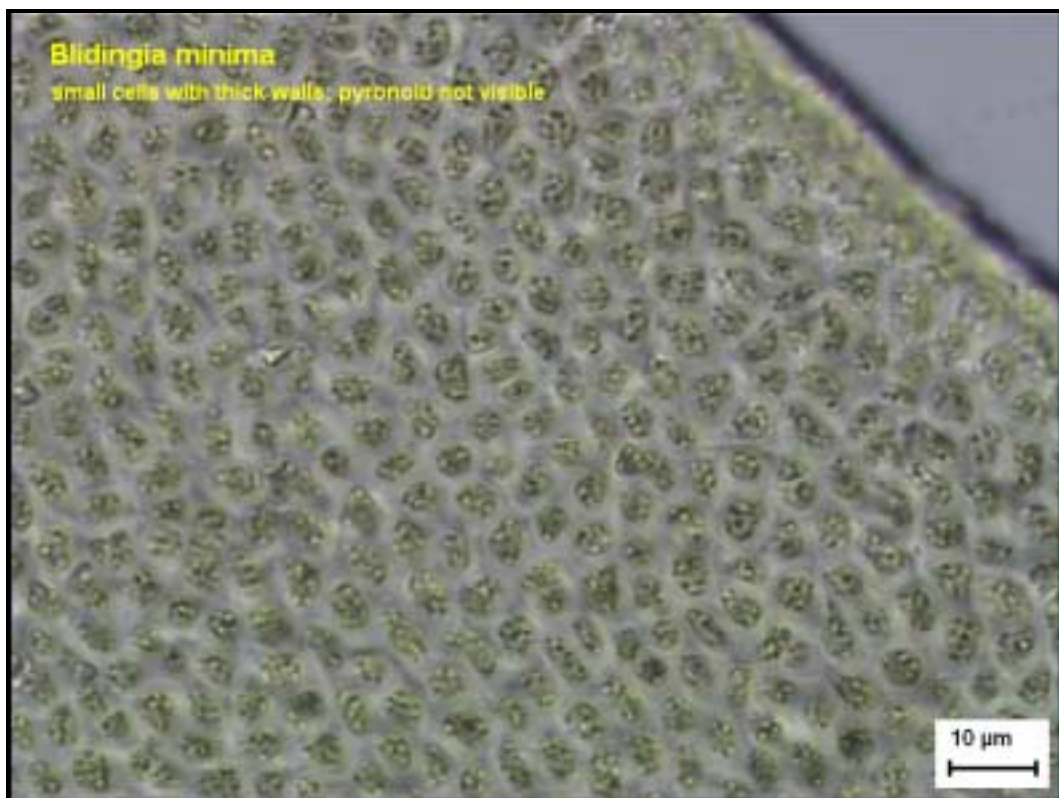


Abbildung 26: *Blidingia minima*



3.4 Rotalgen

3.4.1 Systematics of red algae with particular reference to Ceramiales and Corallinales by A. Athanasiadis

If the greatest contribution to red algal taxonomy is attributed to the Swede Harald Kylin, the systematics of red algae were founded by Schmitz and Hauptfleisch and later by Oltmanns who proposed the classification we largely use today, with several modifications suggested by later workers. This system is based on the post-fertilization stages of the carpogonium and whether or not an auxiliary cell receives the zygote that develops the carposporophyte. These nearly 100 year old observations have been confirmed by later morphological investigations, and are presently congruent with phylogenies based on data from ultrastructural characteristics and molecular sequences that overwhelmingly support the subdivision of red algae in two classes (or subclasses), i. e.

1. the Bangiophyceae and the
2. Florideophyceae,

and the subdivision of the Florideophyceae in at least 4 orders, viz.

1. the Nemaliales,
2. Gigartinales,
3. Rhodymeniales and
4. Ceramiales.

The more recent elevation of several families to ordinal status (i.e. the Corallinales, Batrachospermales, Bonnemaisoniales, Hildenbrandiales, Gracilariales, Balbianales, Thoreaales, Acrochaetiales, Palmariales, Ahnfeltiales, Rhodogorgonales, Plocamiales, Halymeniales, and Balliales) is rather in accord with the need to recognize the greater molecular diversity in red algae (amongst eucaryotes), than what botanical tradition dictated until now. Surely most of these new orders include monophyletic groups, but the relationships between them remain largely unresolved. A single exception is that the information provided by pit-plug structures (and which is partly supported by recent molecular data) support the subdivision of the Florideophyceae in two lineages:

1. a group having pits with outer cap layers (OCLs) and which includes at least the Acrochaetiales, Palmariales, Nemaliales, Corallinales, Rhodogorgonales, and Batrachos-

spermales (the former three having the plate-like type, while the rest have the dome-like type), and

2. a group where inner cap layers (ICLs) are secondarily lost, and which includes the Ahnfeltiales, Ceramiales, Bonnemaisoniales, Gigartinales, Gracilariales, Rhodymeniales, and probably the Gelidiales (where ICLs re-appear).

The evolution of the carpogonium and auxiliary cell systems present still mysteries to be discovered, although two things are clear:

1. that the terminal position of the carpogonium (with a trichogyne) segregates the Florideophyceae from the Bangiophyceae where carpogonia are modified vegetative cells; and
2. that the appearance of the auxiliary cell system is a multiple event, i. e. a parallelism that has occurred independently several times.

Auxiliary cells have been described in the remotely related, Corallinales, Ceramiales, and also in the Gigartinales, Rhodymeniales, Plocamiales, Gracilariales and Halymeniales, which suggests that auxiliary cells have developed independently at least three times in the Florideophyceae.

Corallinales

Early molecular studies indicated that the coralline algae are closely related to the Hildenbrandiales, in agreement with Schmitz & Hauptfleisch's considerations, but this view aimed to change with the discovery of the new order Rhodogorgonales. In contrast to the Rhodogorgonales that comprise 2 - 3 species restricted to the tropics, the corallines are globally distributed and have achieved a remarkable diversity. They are presently classified within 2 families and 6 subfamilies, that totally accommodate about 20 genera. Their fossil record is also impressive and numerous extinct species and genera have been described from deposits dated since the Cambrian. Ecologically, they are divided into two functional groups, viz. crustose and articulated members, which distinction matches the traditional classification. Their frequent mention in studies of the marine environment is because these algae dominate the benthic communities as understory species, and are even commonly found as epiphytes on canopies (macroalgae and seagrasses). In comparison to ceramiaceous algae, they have acquired different structural and physiological capacities. Some species are known to occur in the deepest known macrophyte communities, while their thallus is generally calcified due to impregnation of the cell walls with calcite. While their growth process is comparatively slow, meristematic activity can be extremely specialised in some groups and several unique patterns of development have been

described in the subfamily Lithophylloideae. Although many species tolerate the salinity fluctuations in Öresund (10 - 33 parts per thousand), this is a limited adaptation of the group that in general does not occur in the brackish waters of the inner Baltic.

In the subfamily Melobesioideae, the systematics of *Mesophyllum* and its related genera *Synarthrophyton* and *Leptophytum* are an undergoing project to be compared with the systematics of the ceramiioids (see below).

The genus *Mesophyllum* is widespread with a fossil record of at least 100 million years. About 60 species have been described. Several new taxa have been recently recognized in the Mediterranean-Atlantic and in the Arctic Ocean. Characters that are systematically considered include spermatangial morphology, somatic growth in the hypothallium and perithallium, epithallial structure, tetrasporangial conceptacle structure and thallus growth.

Ceramiales

The Ceramiales is the most rich in species order with the majority of taxa described in the family Ceramiaceae. Those species occurring in fresh and brackish-waters are relatively few and mostly known from the tropics and the subtropics. However, the number of species that penetrates into the Baltic is significant (if compared to the other red algal groups) and includes members of *Rhodomela*, *Membranoptera*, *Plumaria*, *Spermothamnion*, *Delesseria*, *Polysiphonia* (*P. fucoidea*, *P. stricta*), *Phycodrys*, *Ceramium* (*C. rubrum*, *C. tenuicorne*, *C. siliquulosum*?, *C. arborescens*?), *Aglaothamnion* (*A. roseum*, *A. byssoidea*), and *Scagelothamnion*. Only *Rhodomela confervoides* and *Ceramium tenuicorne* have successfully colonized the entire Baltic. Several other genera show spot-distributions on the Swedish and Danish coasts of Skagerak and Kattegatt (e. g. *Antithamnion*, *Antithamnionella*, *Compsothamnion*, *Griffithsia*, *Sphondylothamnion*, *Ptilothamnion* and *Hypoglossum*).

A revision of the former antithamnioid-heterothamnioid algae has been published in light of phylogenetic systematics and after studying type and other representative collections of over 200 taxa previously placed in this complex. In the case of the genus *Antithamnion*, the name had previously accommodated some 150 taxa, while the revision ended up with 30 species. The phylogenetic reconstruction indicated the presence of three lineages within the genus. Their existence as natural subdivisions is confirmed by the biogeography of their species that in many cases is congruent with the systematic data. In other words, sister-taxa partly overlap in distribution or occupy nearby areas (due to vicariance), while several disjunct distributions of species are recognized as events of dispersal (due to introduction). One group is apparently native to the

Indo-Pacific, the remaining include Mediterranean-Atlantic endemics which appear as advanced (recently evolved) taxa.

Pterothamnion shows a similar degree of speciation with *Antithamnion* having about 30 species within three major groups too. In *Pterothamnion*, there is an entirely eastern Pacific group, while Mediterranean taxa similarly appear as advanced members within the other two subdivisions. Differences between these two genera include the larger number of Mediterranean endemics in *Antithamnion* (which indicates a warm-temperate character), while in *Pterothamnion* there is a North Pacific-North Atlantic group indicating a cold-temperate preference. It can be hypothesized that these two genera had a parallel evolution and that their Mediterranean members are neoendemics (evolved after the Messinian salinity crisis, 4 - 7 million years ago), although we have no fossils or other evidence to support or estimate taxon ages at present. The fact that dispersal events are rare in *Antithamnion* (and even less in *Pterothamnion*) suggests that phylogenetic reconstructions of other algal groups with more limited spreading mechanisms (e. g. the Corallines) may collectively support concrete biogeographic scenarios, that are congruent with the geological history of the Mediterranean and the Atlantic basins. On the other hand, geological events could also put dates in the speciations that are demonstrated by the phylogenetic reconstructions.

Scagelothamnion pusillum, that is common in the inner Baltic, represents a complex of several genetically distinct entities in the North Atlantic and the Arctic Ocean. Extensive cytological and culture experiments have demonstrated that at least two distinct varieties exist in Scandinavia. Both are polyploid and at least one propagates asexually via tetrasporangia that undergo endopolyploidy before meiosis. It has been postulated that *Scagelothamnion pusillum* is a hybrid between a North Atlantic species of *Pterothamnion* and a species of the North Pacific-Atlantic genus *Scagelia*, on the basis of the intermediate morphology, the cytological evidence, and its restricted distribution in the overlapping zone of its parent taxa. A species status is justified in the light of rare records of procarps and spermatangia, although a *Polysiphonia*-type of life history remains to be demonstrated. Hybridization could have taken place following the co-occurrence of its parent taxa in the North Atlantic, which suggests that one (or both) of them may have migrated from the North Pacific. This event could have occurred with the opening of the Bering Strait, which has been a dispersal route for several other North Pacific and North Atlantic organisms.

3.4.2 Liste der während des Workshops bestimmten Rotalgen

Tabelle 9: Zusammenstellung der während des Workshops bearbeiteten Rotalgen

Familie	Art	Abb Seite
Rotalgen		
Acrochaetiaceae	<i>Audouinella efflorescens</i> (J. Agardh 1851) Papenfuss 1945	54
	<i>Audouinella membranacea</i> (Magnus 1875) Papenfuss 1945	54
Ahnfeltiaceae	<i>Ahnfeltia plicata</i> (Hudson 1762) Fries 1835	
Ceramiaceae	<i>Aglaothamnion tenuissimum</i> (Bonnemaison 1828) Feldmann-Mazoyer 1941 Synonym: <i>Aglaothamnion byssoides</i> (Arnott ex Harvey in Hooker 1833) Boudouresque et Perret-Boudouresque 1987	55
	<i>Callithamnion corymbosum</i> (J.E. Smith 1811) Lyngbye 1819	55
	<i>Ceramium areschougii</i> Kylin 1907 (nach Nielsen et al.: Synonym von <i>C. nodulosum</i>)	56
	<i>Ceramium diaphanum</i> (Lightfoot 1777) Roth 1806	57, 58
	<i>Ceramium rubrum</i> C. A. Agardh 1811	
	<i>Ceramium tenuicorne</i> (Kützing 1842) Waern 1949	
	<i>Scagelothamnion pusillum</i> (Ruprecht 1850) Athanasiadis 1996 Synonym: <i>Antithamnion boreale</i> (Gobi 1878) Kjellman 1883	58
	<i>Spermothamnion repens</i> (Dillwyn 1802) Magnus 1873	59
Delesseriaceae	<i>Delesseria sanguinea</i> (Hudson 1762) Lamouroux 1813	60
	<i>Membranoptera alata</i> (Hudson 1762) Stackhouse 1809	60
	<i>Phycodrys rubens</i> (Linnaeus 1753) Batters 1902	61
Dumontiaceae	<i>Dumontia contorta</i> (Gmelin 1768) Ruprecht 1850	
Hildenbrandiaceae	<i>Hildenbrandia rubra</i> (Sommerfelt 1826) Meneghini 1841	61
Phylloporaceae	<i>Coccotylus truncatus</i> (Pallas 1776) Wynne et Heine 1992 Synonym: <i>Phyllophora truncata</i> (Pallas 1776) Zinova 1970	62
	<i>Phyllophora pseudoceranooides</i> (Gmelin 1768) Newroth et Taylor 1971	63
Rhodomelaceae	<i>Polysiphonia fucoides</i> (Hudson 1762) Greville 1824	64
	<i>Polysiphonia stricta</i> (Dillwyn 1804) Greville 1824	65
Cystocloniaceae	<i>Cystoclonium purpureum</i> (Hudson 1762) Batters 1902	66

3.4.3 Bestimmungshilfen

Tabelle 10: Übersicht zu den wichtigsten *Polysiphonia*-Arten (dt.)

	<i>Polysiphonia stricta</i>	<i>Polysiphonia elongata</i>	<i>Polysiphonia fibrillosa</i>	<i>Polysiphonia fucoides</i>	<i>Polysiphonia nigra</i>
Synonyme	<i>Polysiphonia urceolata</i>		<i>Polysiphonia violacea</i>	<i>Polysiphonia nigrescens</i>	
Bestimmungsmerkmale	4 Perizentralzellen, unberindet	4 – 5 Perizentralzellen, berindet, außer an den apikalen Teilen	4 Perizentralzellen, untere Abschnitte berindet	11 – 21 Perizentralzellen, untere Abschnitte berindet	8 – 14 Perizentralzellen, unberindet
Habitus (unsicher)	feine dunkelrote Büschel, scheinbar ohne zentrale Achse	meist große und robuste Pflanzen	Verzweigungen axillär zu Trichoblasten		Thalli gedreht, Peraxialzellen
Geographische Verbreitung	Süd- und Nordatlantik, Arktis (Spitzbergen), Nord- und Ostsee (bis zur polnische Grenze)	Nordatlantik, Arktis (Spitzbergen), Nord- und Ostsee (bis zur polnische Grenze)	Nordatlantik, Arktis (Nord-Norwegen), Nord- und Ostsee (bis zum äußeren bottnischen Meerbusen)	Nordatlantik, Arktis (Weißes Meer), Nord- und Ostsee (bis zum äußeren bottnischen Meerbusen)	Nordatlantik, Arktis (Spitzbergen), Nord- und Ostsee (bis Dänemark und schwedische Westküste zwischen Sjaelland and Skaane)
Ökologie	einjährig (möglicherweise mehrjährig im Sublittoral)	mehrjährig	einjährig (möglicherweise mehrjährig im Sublittoral)	mehrjährig	wahrscheinlich mehrjährig

Tabelle 11: Overview about the important *Polysiphonia*-species (engl.)

	<i>Polysiphonia stricta</i>	<i>Polysiphonia elongata</i>	<i>Polysiphonia fibrillosa</i>	<i>Polysiphonia fucoides</i>	<i>Polysiphonia nigra</i>
synonyms	<i>Polysiphonia urceolata</i>		<i>Polysiphonia violacea</i>	<i>Polysiphonia nigrescens</i>	
characteristic features for determination	4 pericentral cells, without bark	4 - 5 pericentral cells, with strong cortication (bark) except at the apical parts	4 pericentral cells, lower parts with bark	11 - 21 pericentral cells, lower parts with bark	8 - 14 pericentral cells, without bark
habitus	fine darkred bundel, with extensive prostrate system	mostly big and robust plants	branching axillär to trichoblasts		generally twisted periaxial cells
geographical distribution	South and North Atlantic, Arctic Sea (Spitsbergen), North Sea and Baltic Sea (up to the Polish border)	North Atlantic, Arctic Sea (Spitsbergen), North Sea and Baltic Sea (up to the Polish border)	North Atlantic, Arctic Sea (North Norway), North Sea and Baltic Sea (up to the outer Gulf of Bothnia)	North Atlantic, Arctic Sea (White Sea), North Sea and Baltic Sea (up to the upper Gulf of Bothnia)	North Atlantic, Arctic Sea (Spitsbergen), North Sea and Baltic Sea (up to Denmark and the Swedish west coast, between Sjaelland and Skaane)
	annual (but probably perennial in the sublittoral)	perennial	annual (but probably perennial in the sublittoral)	perennial	probably perennial

Tabelle 12: Übersicht zu den wichtigsten großblättrigen Rotalgen (dt.)

	<i>Delesseria sanguinea</i>	<i>Phycodryis rubens</i>	<i>Membranoptera alata</i>	<i>Coccotylus truncatus</i>	<i>Phyllophora pseudoceranoides</i>
Synonyme				<i>Phyllophora truncata</i>	
Bestimmungsmerkmale	Mittelrippe vorhanden, Verzweigungen aus der Mittelrippe heraus, Thallus bildet lanzettartige Blätter mit glattem Rand	Mittelrippe vorhanden, Verzweigungen vom Thallusrand, Thallus bildet längliche eichenblattförmige Blätter mit unregelmäßigem Rand	Mittelrippe vorhanden, Verzweigungen vom Thallusrand, Thallus bildet verlängerte Blätter mit alternierenden Verzweigungen vom Rand	ohne Mittelrippe, Verzweigungen von den Stengeln ausgehend, Blätter von den Stengeln sich nach und nach ausdehnend, weitere Verzweigungen vom Rand	ohne Mittelrippe, Verzweigungen von den Stengeln ausgehend, Blätter sich in breitem Winkel abrupt vom Stengel ausdehnend und weiter teilend, Spitze rund
Geographische Verbreitung	Nord- und Ostsee (bis zur Darßer Schwelle und Blekinge an der Schwedischen Küste)	Nord- und Ostsee (bis zur Darßer Schwelle und Gotland an der Schwedischen Küste)	Nord- und Ostsee (bis zur Darßer Schwelle)	Nordatlantik, Arktis, Nordpazifik, Nord- und Ostsee (bis zum bottnischen Meerbusen)	Nordatlantik Nord- und Ostsee (bis zum bottnischen Meerbusen)

Tabelle 13: Overview about important red algae (engl.)

	<i>Delesseria sanguinea</i>	<i>Phycodryis rubens</i>	<i>Membranoptera alata</i>	<i>Coccotylus truncatus</i>	<i>Phyllophora pseudoceranoides</i>
Synonyms				<i>Phyllophora truncata</i>	
characteristic features for determination	central rib exists, branching from the central rib, thallus forming lanceolate blades with smooth rim	central rib exists, branching from the thallus rim, thallus forming lanceolate oak-like blades with irregular rim	central rib exists, branching from the thallus rim, thallus forming elongate blades with alternate proliferations from the rim	without central rib, branching from the stipes (stalk), blades gradually expanding from the stipes, and further proliferate from the rim	without central rib, branching from the stipes (stalk), blades abruptly expanding at a wide angle from the stipes, and further divide, apices round.
geographical distribution	North Sea and Baltic Sea (up to Darßer Schwelle and Blekinge on the Swedish coast)	North Sea and Baltic Sea (up to Darßer Schwelle and Gotland on the Swedish coast)	North Sea and Baltic Sea (up to Darßer Schwelle)	North Atlantic, Arctic Sea, North Pacific, North Sea and Baltic Sea (up to the Gulf of Bothnia)	North Atlantic, North Sea and Baltic Sea (up to the Gulf of Bothnia)

3.4.4 Abbildungen

Abbildung 27: *Audouinella efflorescens*



Abbildung 28: *Audouinella membranacea*

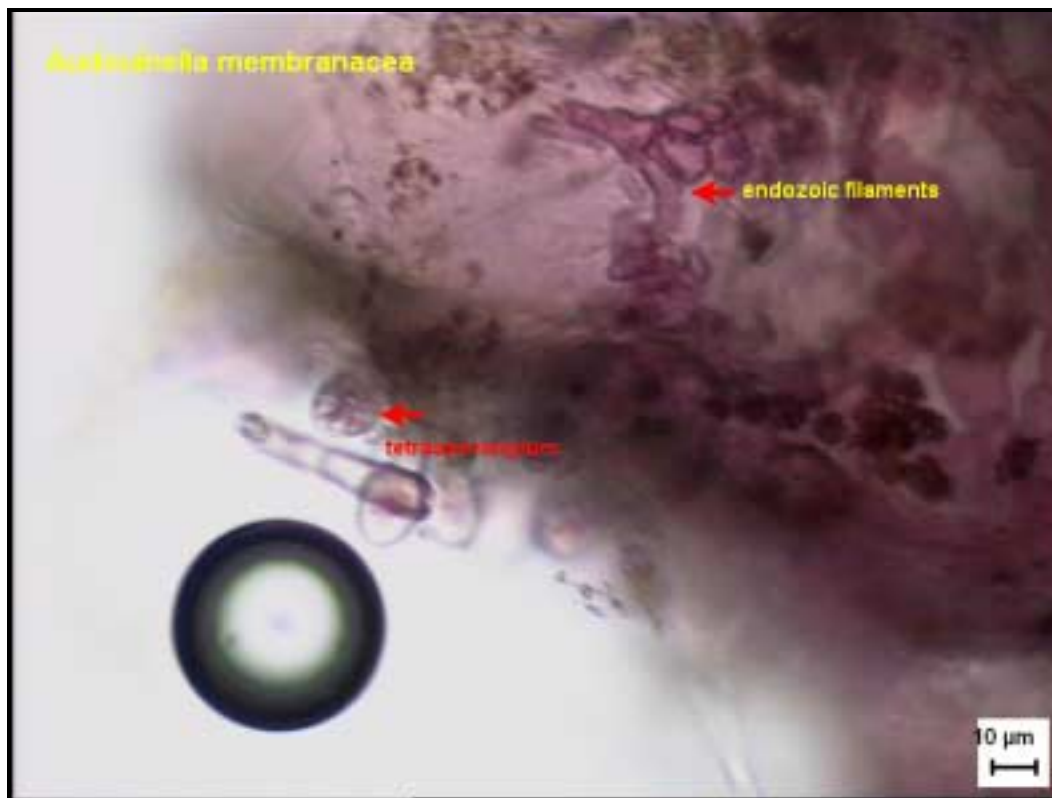


Abbildung 29: *Aglaothamnion tenuissimum*



Abbildung 30: *Callithamnion corymbosum*

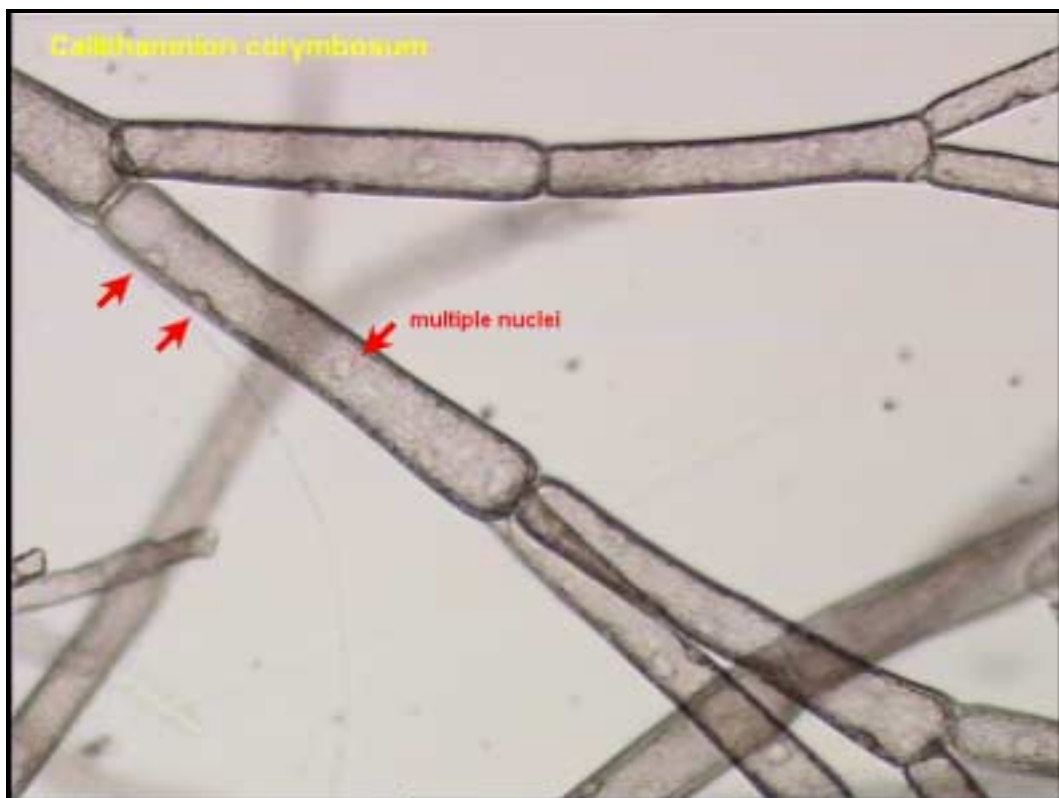


Abbildung 31: *Ceramium areschougii*

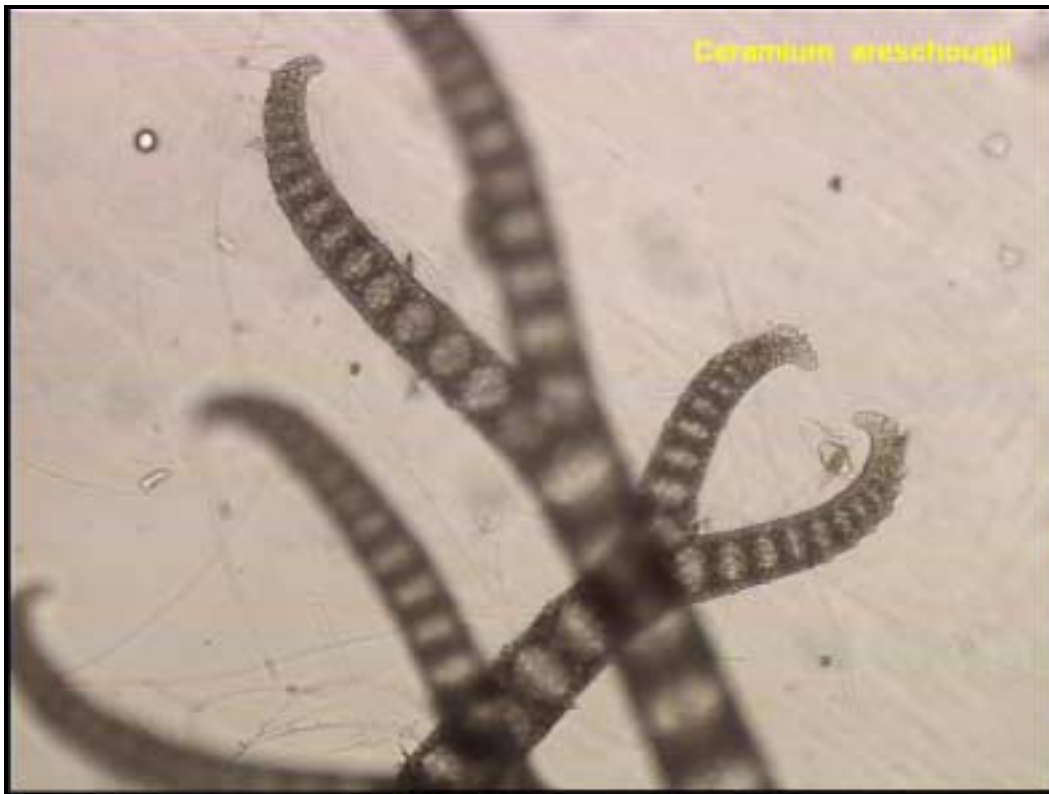


Abbildung 32: *Ceramium areschougii*



Abbildung 33: *Ceramium diaphanum*

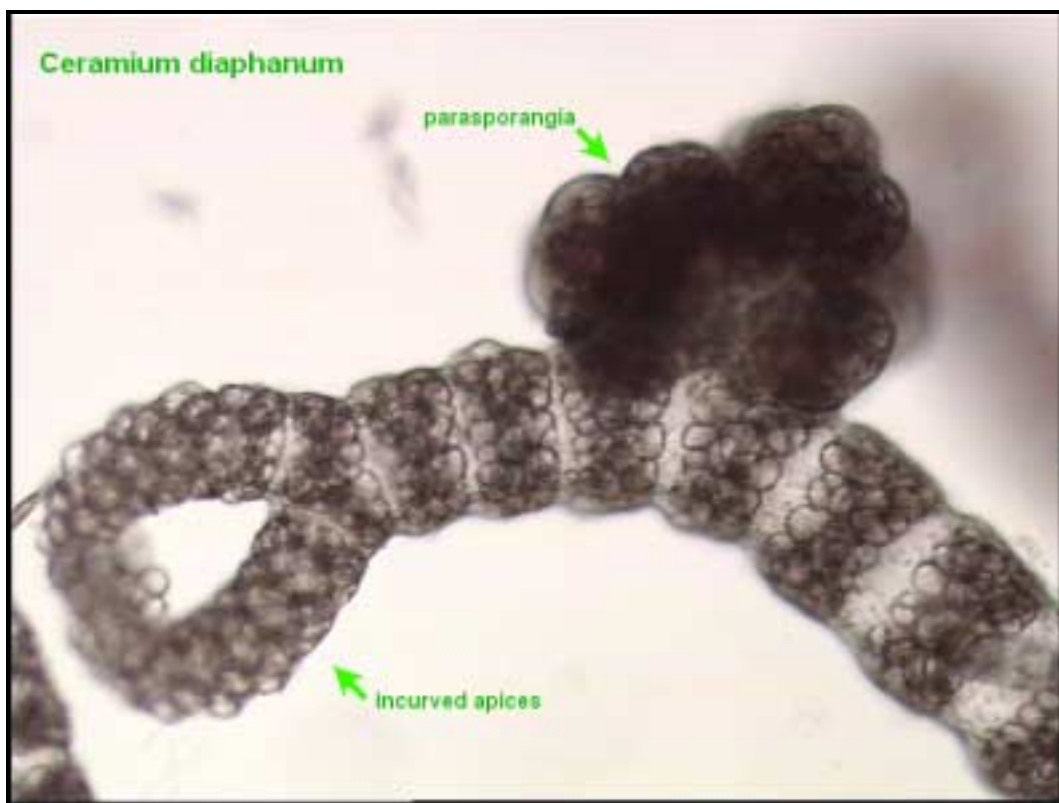


Abbildung 34: *Ceramium diaphanum*

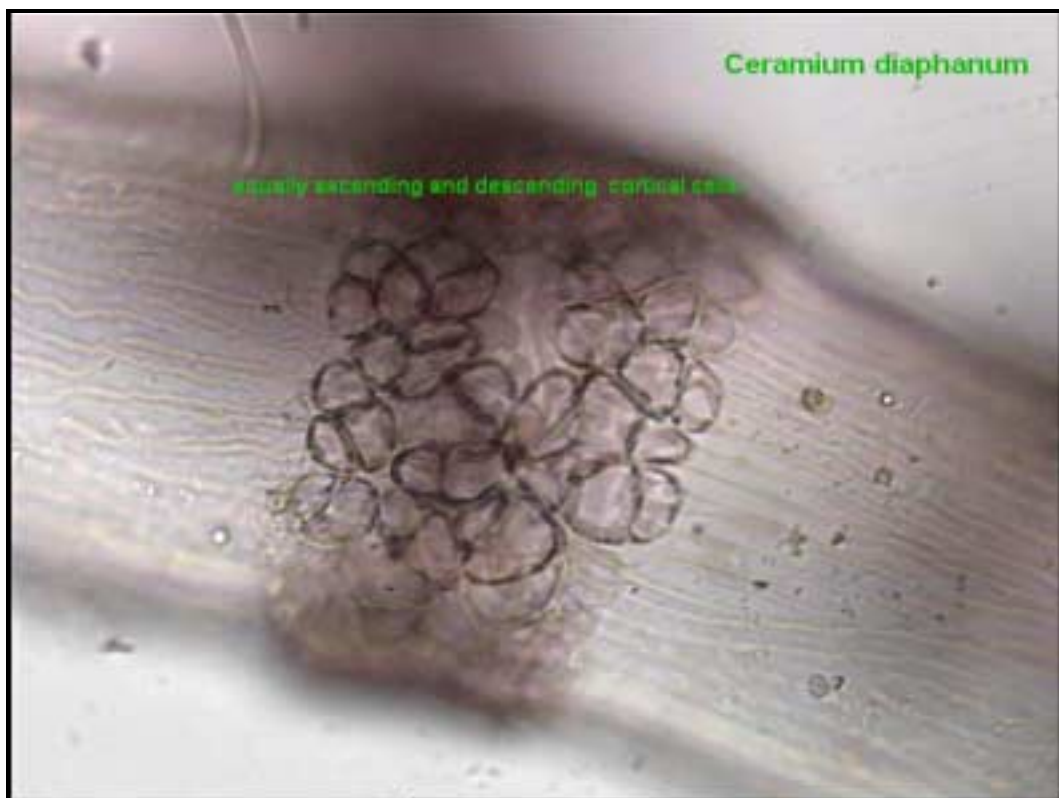


Abbildung 35: *Ceramium diaphanum*



Abbildung 36: *Scagelothamnion pusillum*

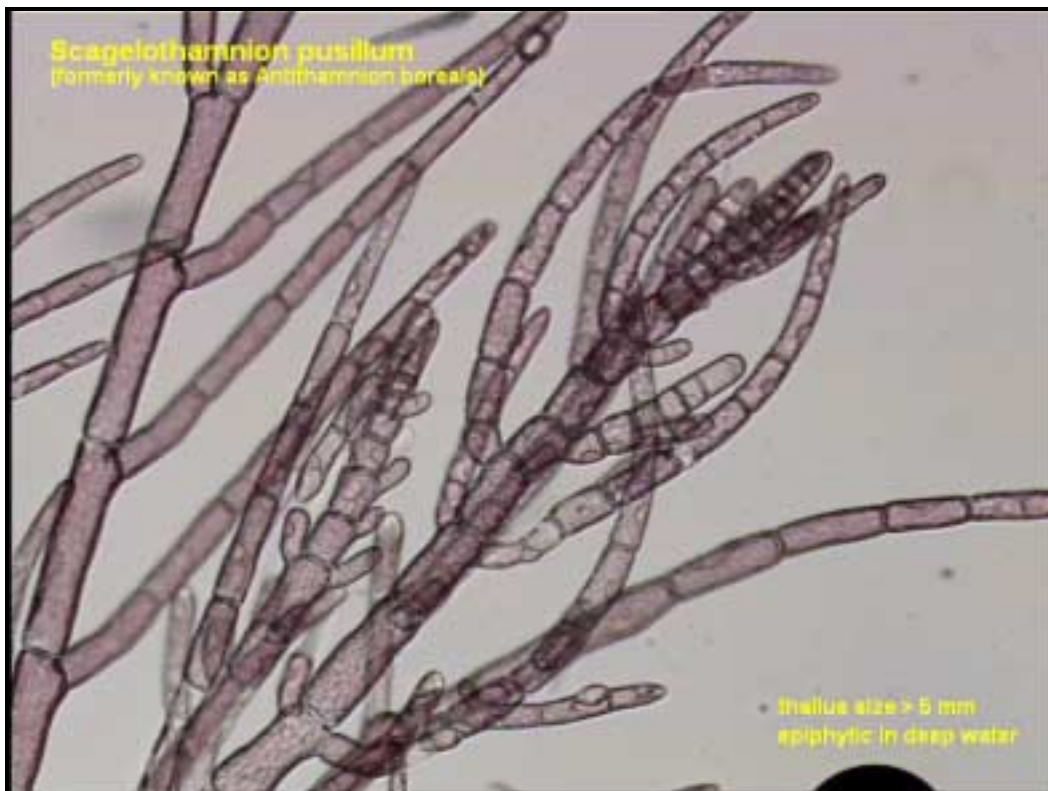


Abbildung 37: *Spermothamnion repens*



Abbildung 38: *Spermothamnion repens*

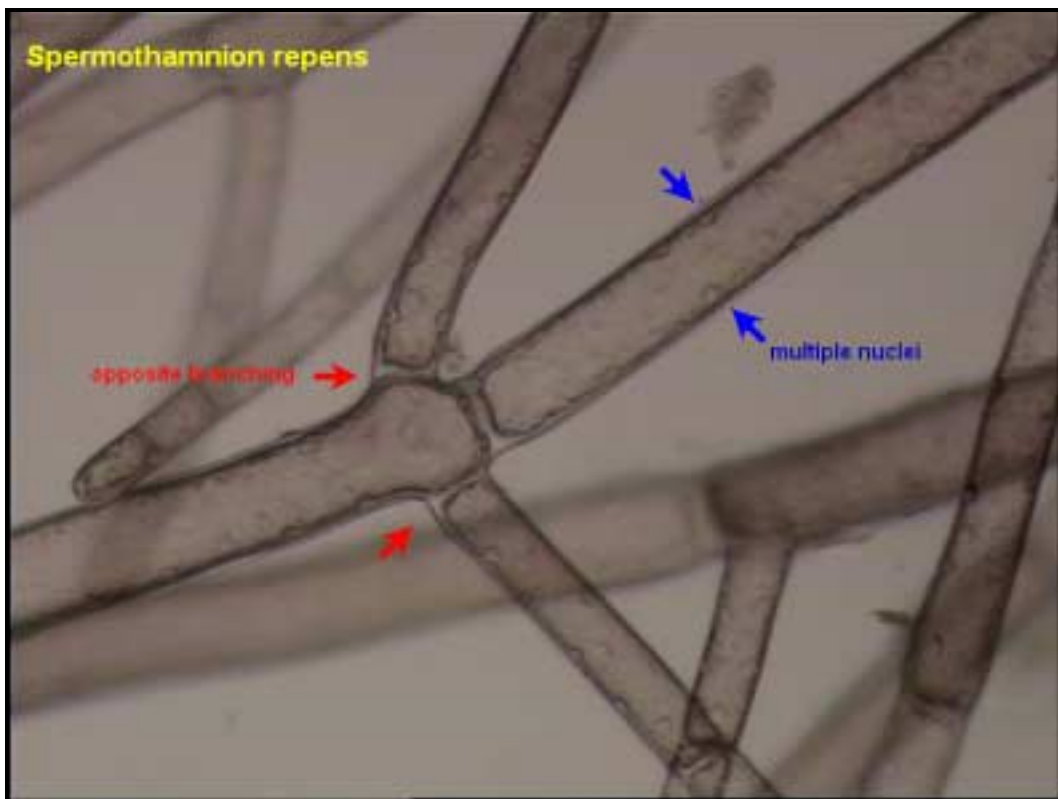


Abbildung 39: *Delesseria sanguinea*

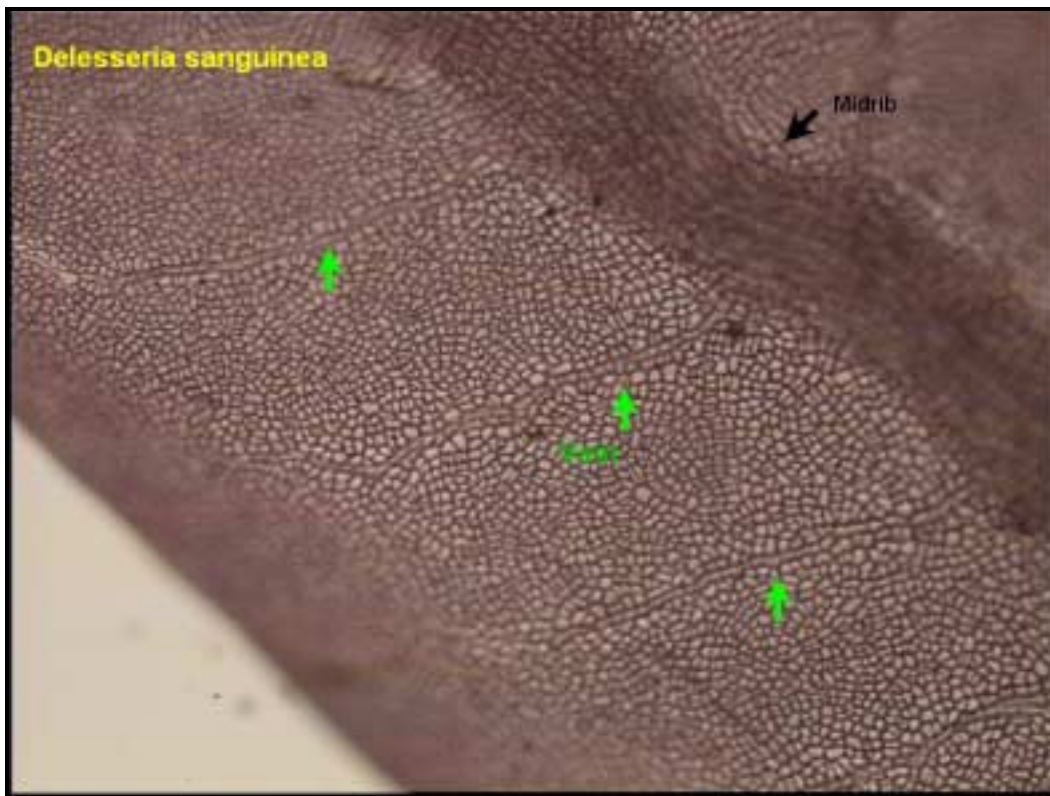


Abbildung 40: *Membranoptera alata*



Abbildung 41: *Phycodrys rubens*

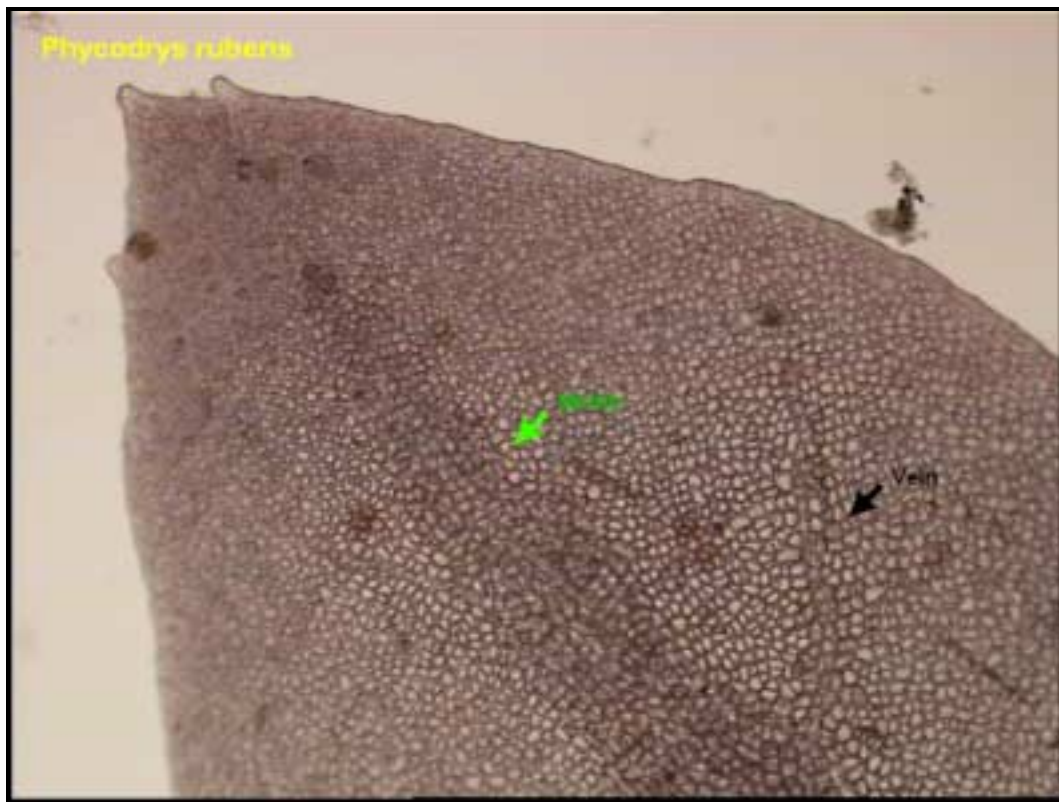


Abbildung 42: *Hildenbrandia rubra*

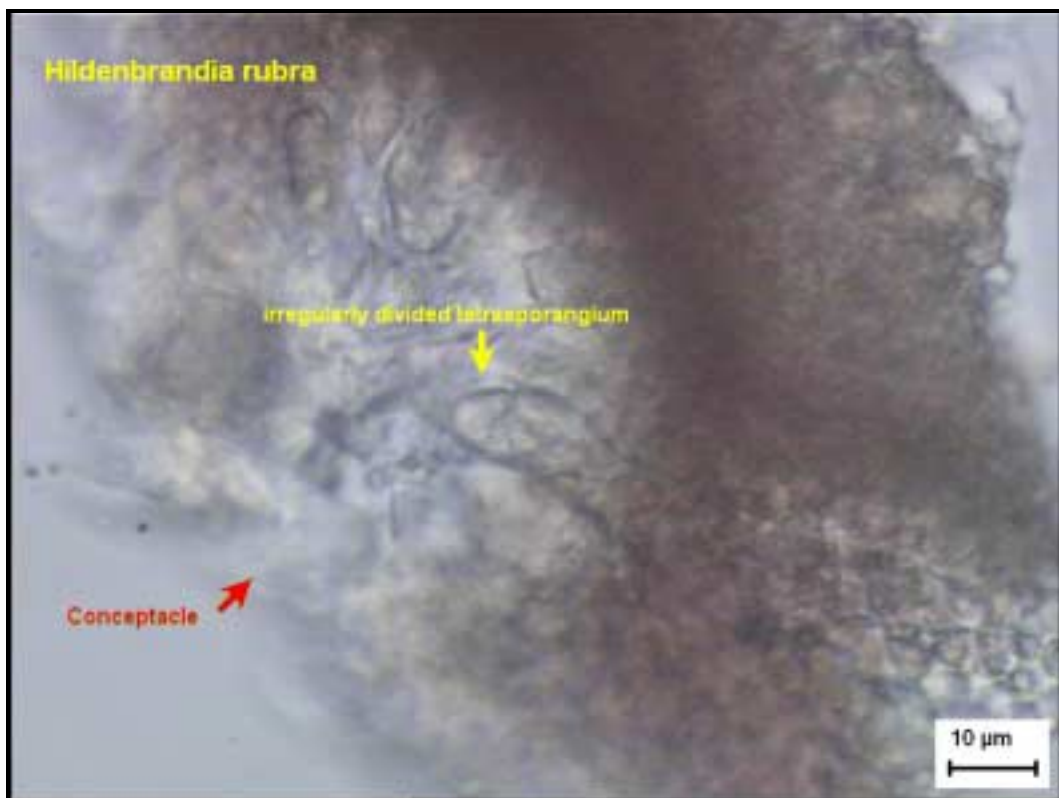


Abbildung 43: *Coccolytus truncatus*

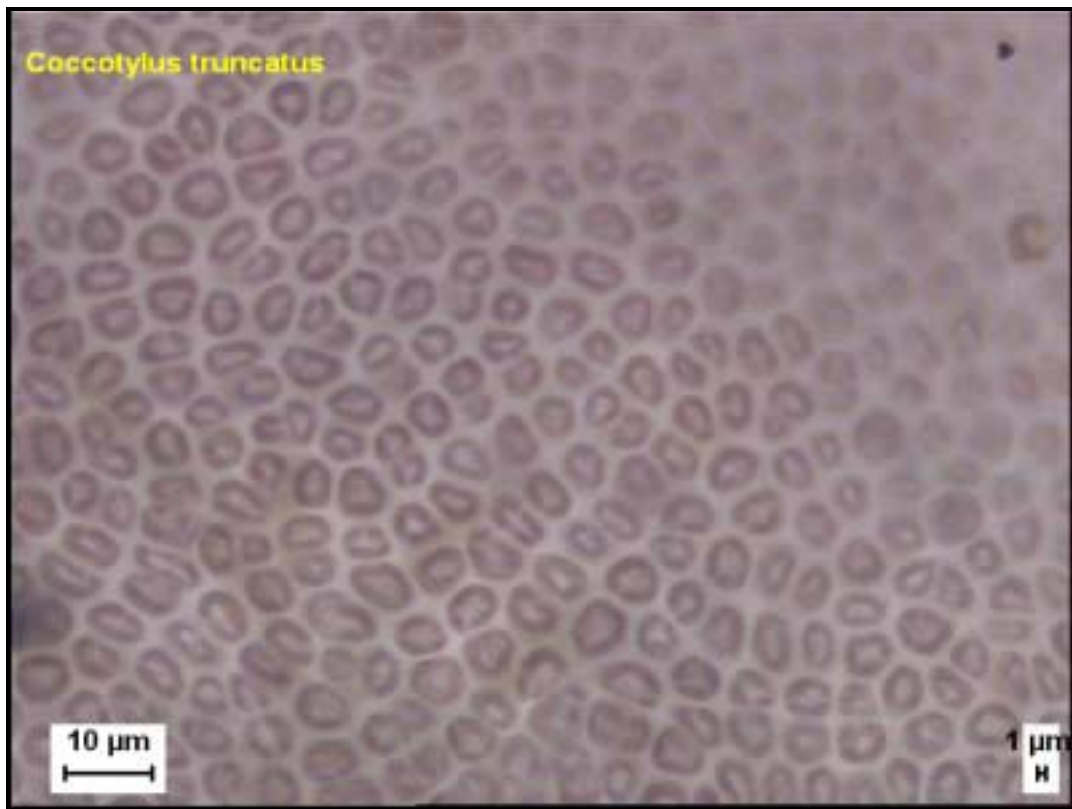


Abbildung 44: *Coccolytus truncatus*

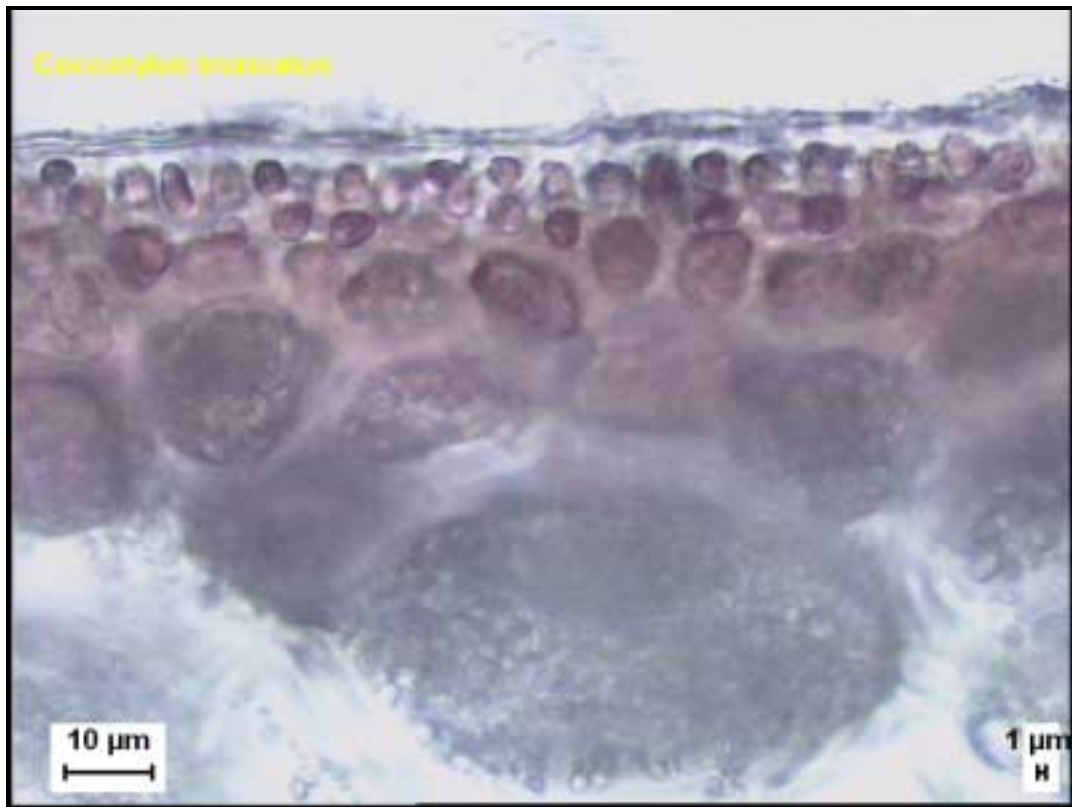


Abbildung 45: *Phyllophora pseudoceranoides*

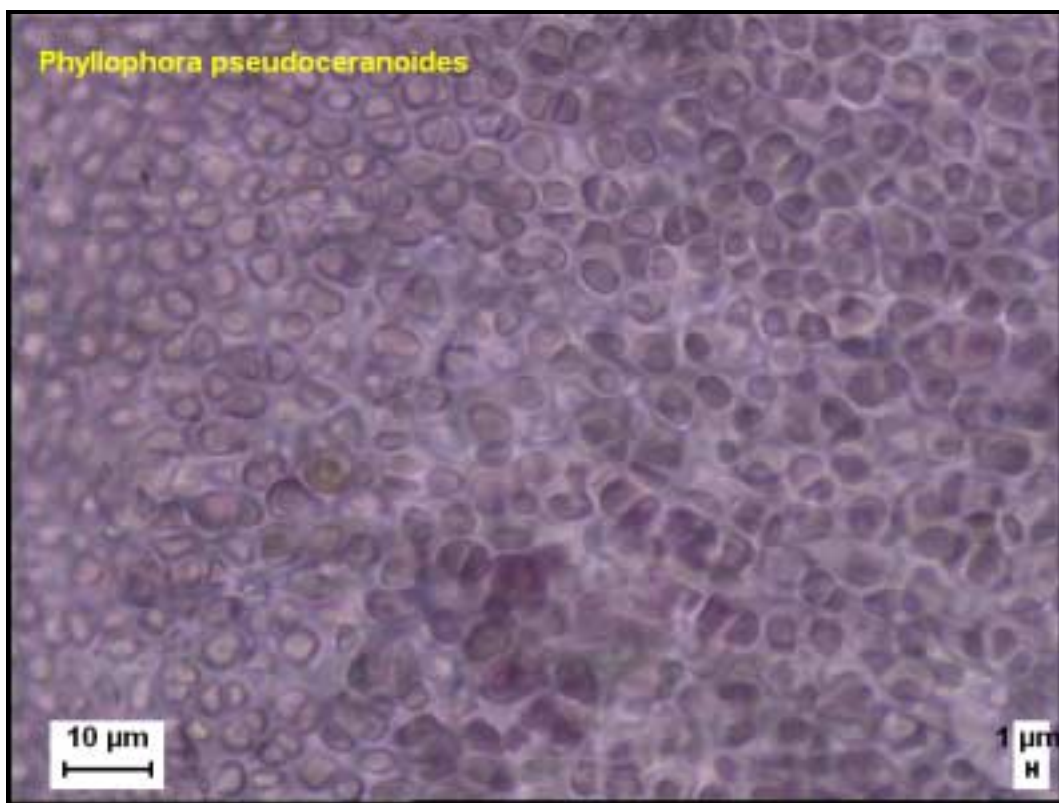


Abbildung 46: *Phyllophora pseudoceranoides*

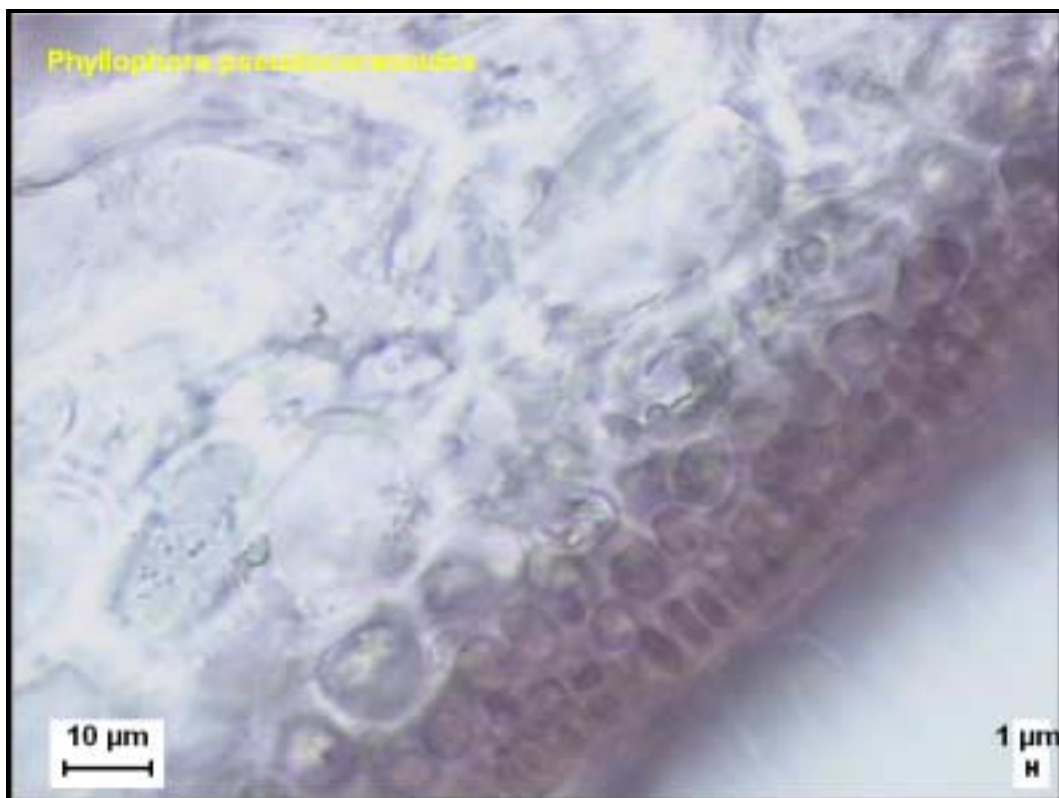


Abbildung 47: *Polysiphonia fucoides*

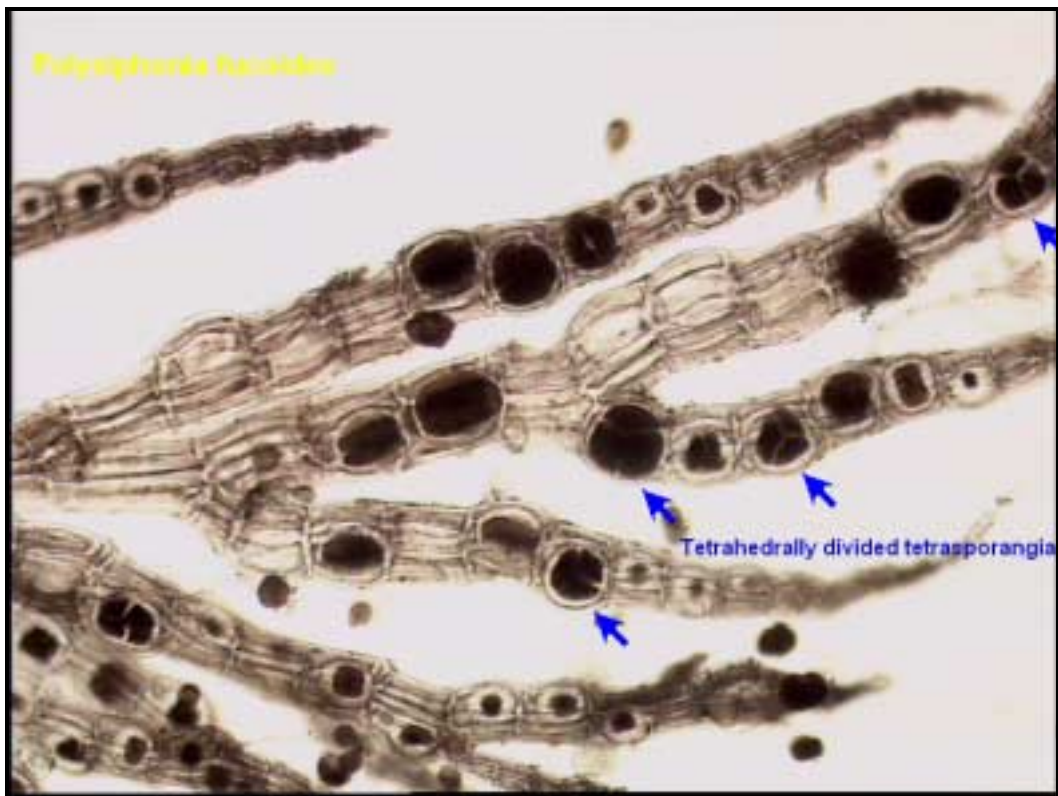


Abbildung 48: *Polysiphonia fucoides*

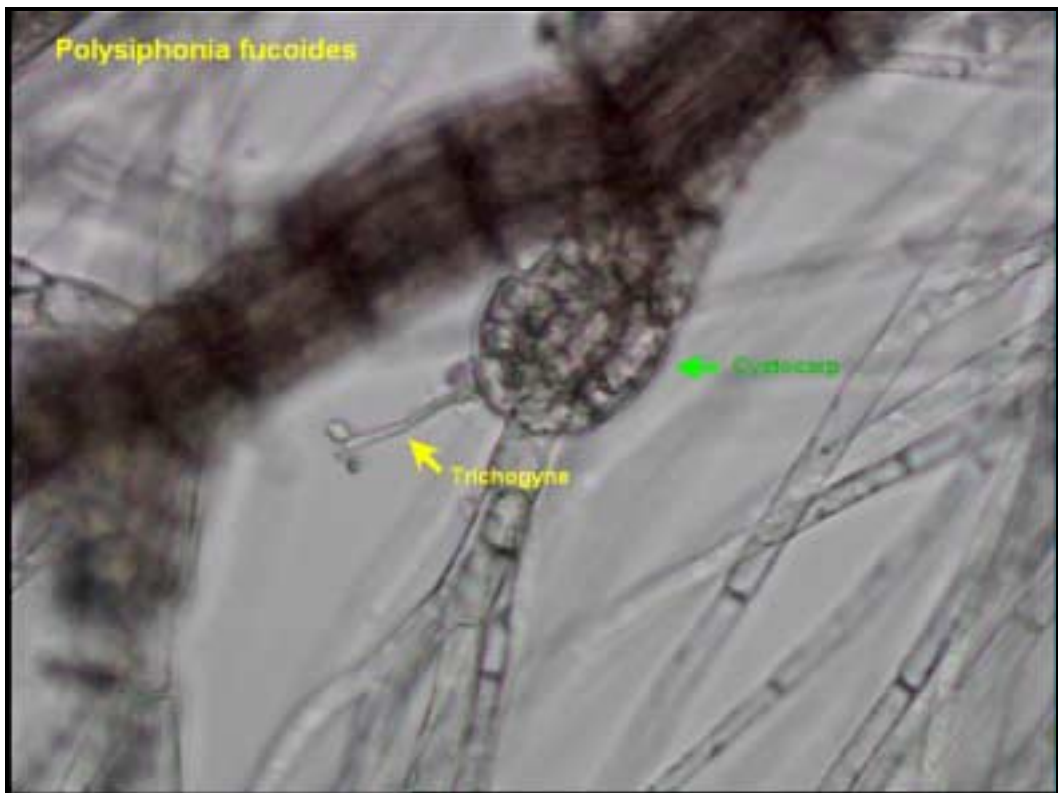


Abbildung 49: *Polysiphonia stricta*



Abbildung 50: *Polysiphonia stricta*



Abbildung 51: *Cystoclonium purpureum*



Abbildung 52: *Cystoclonium purpureum*



3.5 Marine Blütenpflanzen (Phanerogamen)

3.5.1 Identification of Marine aquatic plants by Aa. Kristiansen

The most common are illustrated in Køie et al. (2001). If the plants are flowering you can use a flora in higher plants for identification. If they are sterile it is possible to use the leaves – the shape and the number of nerves (see the detailed drawings in Køie et al. 2001, p. 326 – 331).

In the Baltic Sea you can expect more fresh water species. Therefore you should consult the following literature: Danske vandplanter (Ministry for environmental protection 1990), an excellent book but in Danish with several keys for identifying Danish aquatic plants including very instructive and beautiful drawings. Luther 1947 and 1951 are also recommended.

Zostera:

Tips of the leaves are obtuse or emarginated, but never dentated (as in *Ruppia*). The shoots are flat (distichous) and the rhizomes are yellow-brown with 1 internode per erect leaf (or shoot).

Ruppia:

Leaves are always dentated. The rhizome has 1 erect leaf (as in *Zostera*), but the internode in *Ruppia* is often curved.

Potamogeton:

The rhizomes have 2 internodes per erect shoot. The leaves are entire, not dentated (as in *Ruppia*).

Zannichellia:

3 (sometimes only 2) leaves in a whorl. No sheaths.

Batrachium:

The species are difficult to identify. *Batrachium* is distributed in the Baltic Sea.

3.5.2 Liste der während des Workshops bestimmten Phanerogamen

Tabelle 14 Liste der während des Workshops bearbeiteten Phanerogamen

Familie	Art	Abb Seite
Blütenpflanzen		
Ranunculaceae	<i>Batrachium aquatile</i> Linnaeus 1753 (blühendes Exemplar)	
Potamogetanaceae	<i>Potamogeton pectinatus</i> Linnaeus 1753 (Herkunft des Materials unklar)	
Zosteraceae	<i>Zostera marina</i> Linnaeus 1753	

4 Monitoring und Wasserrahmenrichtlinie

Am 22. Dezember 2000 ist die neue Europäische Wasserrahmenrichtlinie (WRRL; Richtlinie 2000/60/EG) in Kraft getreten. Diese fordert erstmalig für das gesamte Gewässersystem vom Grundwasser über Flüsse, Seen bis hin zu den Übergangs- und Küstengewässern die Erreichung und Erhaltung eines „guten ökologischen Zustandes“. Zur Umsetzung dieses Zieles sind die Länder aufgefordert die Gewässer zu typisieren, den aktuellen ökologischen Zustand zu bestimmen und gegebenenfalls Maßnahmen zur Erzielung des „guten ökologischen Zustandes“ zu ergreifen. In der Richtlinie werden die Kriterien vorgeschrieben, die zur Bestimmung des ökologischen Zustandes herangezogen werden sollen. Unter anderem sind als biologische Qualitätskomponenten Daten zu Makrophyten- und Angiospermen in den Küsten- und Übergangsgewässern gefordert. Als Kriterium zur Beurteilung muss die Abundanz und das Vorkommen störungsempfindlicher Makroalgen und Angiospermen erfasst werden. Zur Beurteilung des ökologischen Zustandes sind quantitative Aussagen über die Bestandsdichte und qualitative Aussagen zur Artenverteilung und zum Vorkommen störungsempfindlicher Arten notwendig.

Vor diesem Hintergrund wurden im Rahmen des Workshops vier Vorträge gehalten, die in den folgenden Abschnitten 4.1 bis 4.4 wiedergegeben werden:

- Vorstellung des aktuellen Makrophytenmonitorings in der Ostsee,
- Vorstellung einer neuen Makrophytenmonitoring-Methode aus Dänemark,
- Vorstellung des britischen EUNIS Biotop-Klassifikationssystems anhand des Beispiels der Makrophyten Helgolands und
- Einführung in die Anforderungen der WRRL an das Makrophytenmonitoring.

Im Anschluss fand eine Diskussion statt, die das Ziel hatte, auf der Grundlage des bisherigen Kenntnisstandes, Empfehlungen für das Monitoring im Rahmen des Bund/Länder-Messprogrammes und für Qualitätssicherungsmaßnahmen zu erarbeiten. Dazu wurden Arbeitsgruppen gebildet, die sich mit folgenden Fragestellungen befassen:

1. Sind die bestehenden Richtlinien von HELCOM für das Makrophyten-Monitoring geeignet, die Anforderungen der EU-WRRL zu erfüllen und welche Empfehlungen können für das zukünftige Makrophyten-Monitoring abgegeben werden, damit anthropogen bedingte Änderungen festgestellt werden können? Sollte bis zur Art bestimmt werden? Wie genau

muss die Bestimmung erfolgen, welcher Zeitaufwand, welche Tiefe der Bestimmung ist angemessen? (Leitung: Th. Meyer und A. F. Peters)

2. Sind Makrophyten gute „Indikatoren“ für die Wasserqualität und ihre Änderungen? Gibt es Referenzgebiete für den guten Zustand? Welche Makrophyten (Arten/Gattungen) sind sensitiv gegenüber welcher anthropogenen Belastung? (Leitung: J. Voss und C. Lohmann)

4.1 Erfahrungen mit einem Makrophyten-Monitoringprogramm an der deutschen Ostseeküste *von Th. Meyer und K. Fürhaupter*

Nach einem Beschluss der Helsinki Commission (HELCOM 1996, überarbeitete Fassung von 1992) sollte ein Monitoring der Flachwassergemeinschaften der Ostsee durchgeführt werden, mit dem Ziel, zeitliche Veränderungen der Lebensgemeinschaften in Bezug auf veränderte Umweltbedingungen (insbesondere den Einfluss von Eutrophierung) zu erfassen und den Zustand der Lebensgemeinschaften in Bezug auf räumlich unterschiedliche Umweltbedingungen zu ermitteln.

Um den Anforderungen von HELCOM gerecht zu werden, initiierten die verantwortlichen Landesämter von Schleswig-Holstein und Mecklenburg-Vorpommern ab 1996 Monitoring-Programme, die sowohl das Makrozoo- als auch das Makrophytobenthos des Flachwassers umfassten. Vor Beginn dieser Programme fand in beiden Bundesländern eine systematische Bestandsaufnahme der Makrophytenbestände statt. Insgesamt wurden 144 Stationen mit einer Unterwasser-Videokamera untersucht, mit Tauchern stichprobenartig Makrophytenproben entnommen und in Schleswig-Holstein digitale Luftbilder zur Auswertung herangezogen.

Auf Grundlage dieser Kartierungen wurden 8 Dauertransekte für Schleswig-Holstein (Gelting, Karlsminde, Strande, Eitzgrund, Orther Bucht, Fehmarn Ost, Walkyriengrund und Scharbeutz) und 6 Dauertransekte für Mecklenburg-Vorpommern (Klützhöved, Meschendorf, Zingst, Arkona, Saßnitz und Göhren) ausgewählt, die durch typische Makrophytengemeinschaften charakterisiert sind.

Methoden:

Die Probenahme ist den Richtlinien für das Makrophytenmonitoring im HELCOM-COMBINE-Programm angelehnt (Bäck et al. 1999). Die Dauertransekte entlang der Deutschen Ostseeküste werden jeweils einmal pro Jahr in der Zeit von Juli – August beprobt. Zum Einsatz kommt dabei

zum einen ein Unterwasser-Videosystem und zum anderen werden Proben durch Forschungstaucher entnommen.

Bei dem Unterwasser-Videosystem handelt es sich um ein geschlepptes System. Es wird ein Videobild erzeugt, in das mittels einer eigens entwickelten Software Navigationsdaten, Tiefe, Datum und Uhrzeit sowie Anmerkungen zu Transektbereichen direkt eingeblendet werden. Auf diese Weise wird nicht nur eine bessere Auswertbarkeit gewährleistet, sondern es lassen sich auch interessante Lokalitäten immer wieder gezielt anfahren. Das jeweilige Transekt wird von der 2-m-Position bis zur unteren Verbreitungsgrenze der Makrophyten abgefahren. Anhand der Unterwasservideobilder werden die Bedeckungsgrade der Makrophyten- und Miesmuschelbestände sowie die Substratart (wichtiger Siedlungsparameter für Makrophyten) erfasst. Die Aufnahmen werden integrierend am Monitor ausgewertet und die Bedeckung nach einem Schema, das der terrestrischen Pflanzenkartierung entliehen ist, bewertet (Braun-Blanquet 1964).

Durch Forschungstaucher werden in den Tiefenstufen 2, 4, 6, 8 und 10 m Proben (jeweils 3 Parallelen) mit Hilfe eines Sammelrahmens (33 x 33 cm) entnommen. Die innerhalb des Rahmens befindlichen Pflanzen werden mit einem Spachtel direkt in das Netz gekratzt und anschließend in 70 % Alkohol fixiert. Außerdem werden Dokumentationsfotos angefertigt. Die Makrophyten werden jeweils bis zur genauest möglichen taxonomischen Ebene bestimmt und ihre absolute und relative Abundanz ermittelt.

Charakterisierung der Dauer-Transekte in Schleswig-Holstein:

Gelting:

flache geschützte Bucht mit feinsandigem Substrat im oberen Transektbereich und vermehrten Schlickanteilen ab 8 m Tiefe. Lockere bis dichte Seegrasbestände bis 6 m Tiefe. Darunter häufig Ansammlungen von Driftalgenmatten. Auf weit verstreut liegenden Steinen hat sich ein vielfältiges Rotalgenphytal aus mehrjährigen und einjährigen Algen angesiedelt. Durch die Nähe zu den Belten und dem entsprechend höheren Salzgehalten besitzt Gelting trotz knappem Hartsubstratangebot eine hohe Makrophytendiversität mit bis zu 20 Arten.

Karlsminde:

extrem steiles Küstenprofil auf Grund der Fjord-Charakteristik der Eckernförder Bucht. Eine dichte und hochgewachsene Seegraswiese wächst in einem schmalen ca. 30 m breiten Band parallel zur Küstenlinie. Auf und zwischen dem Seegras wachsen einjährige Braun- und Rotalgen. Unterhalb von 5 m Wassertiefe gibt es keinen mehrjährigen Bewuchs mehr. Man

findet höchstens Driftalgen, die sich jedoch auf Grund relativ hoher Strömungsgeschwindigkeiten selten im Transektbereich zu Matten anhäufen.

Strande:

flach abfallendes Küstenprofil, das Substrat besteht aus Mischsedimenten. Flächen mit Feinsand, die von Seegras bewachsen sind, wechseln sich ab mit Miesmuschelbänken, auf denen feinfädige Rotalgen wachsen. Auf einigen Steinen wachsen entweder Grünalgen oder der Brauntang *Fucus vesiculosus*. In größerer Tiefe dominieren mehrjährige Rotalgen den Bewuchs. Die große Vielfalt an Sedimenten fördert die Makrophytendiversität, die Artenzahl liegt bei 19 Arten.

Eitzgrund:

exponiertes Transekt mit ausgedehnten Geröllfeldern und zum Teil großen Felsblöcken. Dichter Bewuchs mit Brauntangen (*Fucus vesiculosus* und *F. serratus*) bis in 4 m Tiefe. Darunter ist das Hartsubstrat durch ein nahezu lückenloses und artenreiches Rotalgenphytal bewachsen. Dominante Pflanzenkomponente dieses Bereiches ist *Delesseria sanguinea*. Das großflächige Hartsubstratangebot fördert ebenfalls die Vielfalt dieses Makrophytenstandortes.

Orther Bucht:

flache (maximale Tiefe 4,5 m), extrem geschützte Meeresbucht mit Süßwassereinfluss in bestimmten Bereichen. Das Substrat besteht aus schlickigem Feinsand, einige kleine Steine liegen weit verstreut. Durch den Süßwassereinfluss wachsen Characeen und der Schmalblättrige Teichfaden *Zannichellia palustris* in bestimmten Bereichen der Bucht. Dominante Pflanze ist aber das Seegras *Zostera marina*, das fast die gesamte Bucht besiedelt. Der Brauntang *Fucus vesiculosus* sowie die Rotalge *Furcellaria lumbricalis* bewachsen als einzige mehrjährige Algenkomponenten das seltene Hartsubstrat. Alle mehrjährigen Pflanzenkomponenten werden durch einjährige Epiphyten (vor allem *Pilayella littoralis*) mehr oder weniger stark überwachsen.

Fehmarn Ost:

exponierter Küstenbereich, an dem es zu Sedimentumlagerungen bzw. -abtragungen kommt. Im Flachwasser herrscht bis in 4 m Tiefe ein lockerer Bestand an *Zostera marina* vor. Darunter bieten vor allem Miesmuscheln einen Siedlungsgrund für fädige Rotalgen wie *Ceramium nodulosum* oder *Polysiphonia fucoides*. Blattförmige Rotalgen wie *Delesseria sanguinea* oder *Phycodrya rubens* kommen auf Grund der Instabilität des Sedimentes nur in geringen Mengen und erst ab 8 m Tiefe vor.

Walkyriengrund:

dieser Transekt liegt in ca. 3 km Entfernung zum Land in der Lübecker Bucht. Die Flachwasserbank reicht von 22 m bis auf ca. 8 m Wassertiefe herauf. Das Substrat besteht im flachsten

Bereich des Transektes aus Geröllfeldern mit Felsblöcken. Dort konkurrieren Miesmuscheln und mehrjährige Rotalgen wie *Delesseria sanguinea* oder *Phycodrys rubens* um Siedlungsgrund. An den Flanken der Flachwasserbank geht das Substrat erst in Grobsand und dann in schlickigen Feinsand über. Im gesamten Transektbereich kommt der Zuckertang *Laminaria saccharina* in zum Teil dichten Beständen vor. Er siedelt bis in 18 m Tiefe.

Scharbeutz:

im Anfangsbereich stark abfallendes Küstenprofil mit Feinsand als Substrat. Dieser ist von weit verstreuten Seegrashorsten besiedelt. Unterhalb von 4 m Tiefe liegen mehr oder weniger große Driftalgenmatten aus der Braunalge *Pilayella littoralis* auf dem Feinsand. Ab 8 m Tiefe gibt es einige Geröllflächen die auch mehrjährigen Rotalgen Siedlungsgrund bieten.

Charakterisierung der Dauer-Transekte in Mecklenburg-Vorpommern:

Klützhöved:

zweigeteiltes Transekt, das im Flachwasser von feinsandigem Substrat geprägt ist, auf dem *Zostera marina* bis in Tiefen von 6 m wächst. Darunter tritt vermehrt Hartsubstrat in Erscheinung, auf dem ein reichhaltiges Rotalgenphytal wächst. Durch die westliche Lage dieses Dauertransektes ist an dieser Station die Diversität der Makrophyten für den Bereich Mecklenburg-Vorpommern am höchsten (im Mittel ca. 13 Arten)

Meschendorf:

stark exponierter Transekt, der durch große Steine charakterisiert ist, die auf einem sandigen Untergrund liegen. Das Hartsubstrat ist vor allem von Miesmuscheln bewachsen zwischen denen einjährige Rotalgen wie *Aglaothamnion byssoides* oder *Callithamnion corymbosum* wachsen. In 4 m Tiefe sind die Steine vollständig von Feinsand überdeckt. Dort haben sich einige Seegraspflanzen angesiedelt. In den tieferliegenden Transektbereichen gewinnen wieder mehrjährige blattförmige Rotalgen wie *Delesseria sanguinea* oder *Phyllophora sp.* an Bedeutung.

Zingst:

der Transekt ist durch ein extrem langsam abfallendes Küstenprofil gekennzeichnet. Das Substrat besteht im gesamten Transektverlauf aus Feinsand, so dass Seegras als einzige mehrjährige Pflanzenart vorkommt. Bis in Tiefen von 8 m siedelt *Zostera marina* in locker stehenden Horsten. Durch das Fehlen von Hartsubstrat bleibt die Algendiversität gering und beschränkt sich auf meist einjährige, epiphytisch wachsende Rot- und Braunalgen.

Arkona:

durch die extrem exponierte Lage des Transektes ist das Tiefenprofil sehr steil und es kommt im

gesamten Gebiet zu starken Sandumlagerungen. So findet man in manchem Untersuchungsjahr völlig unbewachsenen Sandgrund vor, während in anderen Jahren große Felsblöcke aus dem Sand ragen. Diese sind dann vor allem von Miesmuscheln und feinfädigen Rotalgen wie *Ceramium nodulosum* bewachsen. Die langsamer wachsenden blattförmigen Rotalgen wie *Phyllophora sp.* kommen dagegen nur in geringen Abundanzen vor und sind auf größere Tiefen (10 m) beschränkt.

Saßnitz:

bis in größere Tiefen bilden große Felsblöcke den Untergrund an diesem Transekt. Diese werden im Flachwasser von Grünalgen und fädigen meist einjährigen Rotalgen bewachsen. Tieferliegend gewinnen knorpelige (*Furcellaria lumbricalis*) und blattförmige (*Phyllophora sp.*) mehrjährige Rotalgen an Bedeutung. Trotz reichhaltigem Hartsubstratangebot bleibt die Pflanzendiversität gering, da zahlreiche Algen auf Grund zu niedriger Salzgehalte östlich der Darßer Schwelle nicht mehr vorkommen.

Göhren:

Pflanzenbewuchs gibt es an diesem Transekt nur bis in 4 m Wassertiefe. Auf großen Steinen wachsen neben Grünalgen (*Cladophora* und *Enteromorpha*) vor allem fädige Rotalgen wie *Ceramium nodulosum*. Auch die Rotalge *Furcellaria lumbricalis* kommt in größeren Mengen vor. Zwischen den Steinen wachsen auf feinsandigem Untergrund einige wenige Seegraspflanzen. Unterhalb von 4 m Wassertiefe herrscht unbewachsener Sandgrund vor.

Schlußbetrachtung:

Mit den eingesetzten Methoden (Videodokumentation und Probenahme mittels Tauchern) kann jedes Transekt entsprechend seiner grundlegenden Habitatstrukturen (Substratstruktur, Tiefenprofil, Exposition) eingeschätzt werden. Es ist möglich, die bestimmenden Makrophytengemeinschaften zu ermitteln, so dass eine Eingliederung der Stationen in bestimmte Biotoptypenkartierungen (z. B. HELCOM-Biotoptypen oder EUNIS – siehe Abschnitt 4.3) vorgenommen werden kann. Veränderungen innerhalb von Makrophytengemeinschaften (Verschiebung der Tiefengrenzen, Veränderung der Artenzahl) können erfasst werden. Der eindeutige Nachweis, dass Veränderungen innerhalb einzelner Transekte auf anthropogenen Faktoren beruhen, ist auf Grund der zu kurzen Laufzeit der Monitoringprogramme zum gegenwärtigen Zeitpunkt noch nicht eindeutig möglich. Ursache dafür ist die gerade in der Ostsee sehr hohe natürliche Variabilität von Makrophytengemeinschaften, so dass anthropogene Einflüsse oft überlagert werden. Unterstützend wäre die Einrichtung von Messplattformen zur dauerhaften Überwachung physikalischer Umweltfaktoren sowie der Nährstoffkonzentrationen an verschiedenen Dauer-

stationen wünschenswert. Zudem sollten Qualitätssicherungsmaßnahmen, wie sie bereits für das Makrozoobenthos etabliert wurden, auch auf das Makrophyten-Monitoring übertragen werden, um die Datenqualität zu verbessern.

Diskussion:

Wie wird der über Videofilm aufgezeichnete Makrophyten/Angiospermenbedeckungsgrad in Zahlen bzw. Datenbanken übertragen?

Die Übertragung der Videoaufnahmen erfolgt über eine optische Abschätzung des integrierten Bedeckungsgrades pro Entfernung. Eine digitale Bildauswertung ist nur bedingt geeignet, da ein willkürlich vom Computer ausgewähltes Bild (z. B. alle 30 sec) Verbreitungsgrenzen nicht genau auflösen kann.

Sind die für das Monitoring ausgewählten Transekte repräsentativ für das Gebiet?

Vor der Festlegung der Transekte für das Routinemonitoring wurde das komplette Gebiet in 6 km Abständen aufgezeichnet und Gebietskarten erstellt. Über diese Karten ist es möglich, repräsentative Transekte auszuwählen. Da zusätzlich auch noch Luftaufnahmen über das Gebiet vorhanden sind, ist die Einschätzung der Repräsentativität der Proben transekte möglich.

4.2 Neue Methoden des Makrophyten-Monitorings in Dänemark von J. Laursen bearbeitet von C. Lohmann und P. Schilling

Auf Grundlage von Mitschriften des Vortrages von Herrn Laursen, der über die Ergebnisse eines Methodenvergleichs unterschiedlicher Erfassungsstrategien zur Abschätzung von Artenzahlen und Häufigkeiten in Makroalgen-Gemeinschaften in Dänemark berichtete und einer zu dieser Problematik kürzlich erschienenen Publikation (Krause-Jensen et al. 2001) wird im Folgenden eine deutsche Zusammenfassung der wichtigsten Ergebnisse der dänischen Untersuchungen gegeben. Detailliertere Angaben sind der Arbeit von Krause-Jensen et al. (2001) zu entnehmen.

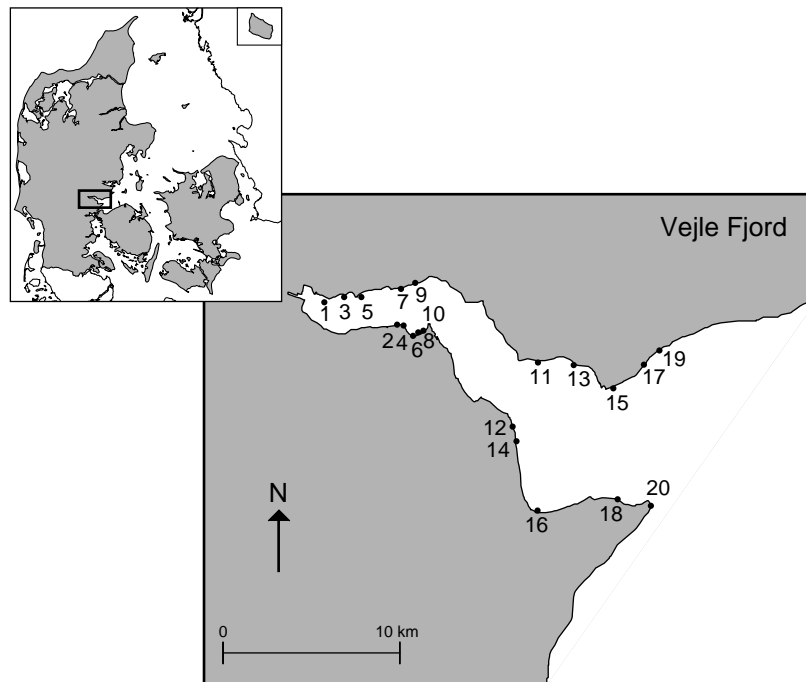
Anlaß, Methoden und Untersuchungsziele der Studie

Die Auswertung der Ergebnisse dänischer Monitoring Programme zur Bestimmung der marinen Makroalgen-Gemeinschaften zeigte, dass bisher dafür eingesetzte Methoden wenig reproduzierbare Ergebnisse lieferten. Aus diesem Anlaß wurden im Flensburger Küstengebiet des Kattegatts im Vejle Fjord (nordwestlich von Fyn) Untersuchungen durchgeführt, die systematisch die Schwächen und Stärken einzelnen Methoden identifizieren sollten, um darauf aufbauend Empfehlungen für das Routinemonitoring entwickeln zu können.

Entscheidend für die Qualität des Monitorings ist eine umfassende Ausgangsanalyse des gesamten Untersuchungsraumes und der kompletten Makrophytenbestände. Erst auf dieser Basis kann dann eine Auswahl repräsentativer Proben transekte erfolgen. Dabei sind vertikale und horizontale Verteilungen der Meeresvegetation zu berücksichtigen und die genaue Kenntnis der hydrogeographischen Gegebenheiten ist wesentliche Voraussetzung für die Festlegung der repräsentativen Probenahme flächen.

In der vorgestellten Studie wurden insgesamt fünf Methoden zur Abschätzung der Artenzahl und der Abundanz mariner Makroalgenarten verglichen. Die Methoden unterschieden sich hinsichtlich der Größe des Beprobungsgebietes und der Methoden zur Bestimmung der Häufigkeiten. So wurde der Einfluss unterschiedlicher Probenraster auf die Repräsentativität der Ergebnisse untersucht. Dabei wurden innerhalb von 25 m² großen Untersuchungsgebieten drei verschiedene Beprobungsgrößen (0,3 m², 1,2 m² und 25 m²) und zwei Verfahren zur Bestimmung der Abundanz getestet. Zum einen erfolgte die Abundanzbestimmung mittels einer optischen Abschätzung des Deckungsgrades (prozentual in 10-%-Stufen innerhalb eines 0,1 m² bzw. 0,4 m² großen Probenrahmens) und zum anderen über Häufigkeitszählungen, bei denen die Speziesanzahl und Abundanz an vielen verstreuten Punkten innerhalb des Probengebietes (25 m²) bestimmt wurde (Point-Intercept Methode nach Dethier et al. 1993). Die letztere Methode erfolgte unter Zuhilfenahme von Linien, die jeweils eine Seite eines in zehn Intervalle unterteilten imaginären Quadrates darstellten, anhand derer die Häufigkeit der Makrophyten ausgezählt wurde. Trat eine Makrophytenart in einem Intervall auf, besaß sie eine Häufigkeit von 10 %, in zwei Intervallen 20 % u. s. w. Dabei wurden nur Intervalle ausgewertet, die verfügbares Hartsubstrat enthielten.

Neben der Vergleichbarkeit der Methoden sollte die Studie Ergebnisse zur Beschreibung des Gebietes liefern, um eine optimale Probennahmestrategie erarbeiten zu können. So wurde die räumliche Verteilung der Makrophytengesellschaften des Fjordes untersucht, um eine repräsentative Auswahl zwischen Anzahl der Probenflächen und Anzahl an notwendigen Wiederholungen zu bestimmen. Auch der Tiefengradient in der Makrophyten-Zonierung musste berücksichtigt werden. Horizontale Änderungen und Abweichungen im inneren und äußeren Ästuarbereich (innerer/äußerer Fjord) waren ebenfalls zu untersuchen. Aus diesem Grund wurden jeweils zehn Probengebiete des inneren und des äußeren Gebietes erfasst. Die genaue Lage des Untersuchungsgebietes und der Probenahmestellen ist Abbildung 53 zu entnehmen.

Abbildung 53: Lage des Vejle Fjords und der 20 Probenahmestationen

Ergebnisse und Diskussion

Der Fjord weist eine räumliche Variabilität in der Artenverteilung auf. Es konnten charakteristische Unterschiede in der Artenzahl und Zusammensetzung gefunden werden. Der äußere Fjordbereich ist artenreich und durch *Fucus serratus* gekennzeichnet. Der innere Fjordbereich ist dagegen artenarm. *Fucus serratus* kommt dort nicht vor, dafür ist aber *Fucus vesiculosus* bestandsbestimmend. Die Besiedlung mit *Fucus vesiculosus* kann somit als gutes Abgrenzungsmerkmal für den inneren und äußeren Fjordbereich genutzt werden.

Die Beurteilung der Ergebnisse erfolgte hinsichtlich Genauigkeit, Reproduzierbarkeit der Artenzahl und der absoluten und relativen Abundanz der fünf dominanten Arten des Fjordes: *Fucus serratus*, *Fucus vesiculosus*, *Ceramium rubrum*, *Chondrus crispus*, *Polysiphonia fucoides*.

Die Reproduzierbarkeit der Artbestimmungen war unabhängig von der Methode. So wurden mit allen Methoden die fünf dominanten Arten als die wichtigsten Makrophyten des Gebietes erkannt. Deutliche Unterschiede lagen jedoch bei den Gesamtzahlen der Arten vor. Diese waren nicht methodenspezifisch oder taucherabhängig, sondern hingen von der Größe des untersuchten Gebietes ab. Die Anzahl der gefundenen Arten stieg mit der Zunahme der Größe des Untersuchungsraumes an. Die Untersuchungen der größten Probenahmeflächen (25 m²) lieferten somit die genauesten Ergebnisse.

Bei zwei der fünf Arten unterschieden sich die fünf Methoden hinsichtlich der Ergebnisse der Abundanzbestimmung deutlich. So wurden die relativ kleinen Arten *Ceramium rubrum* und

Polysiphonia fucooides am reproduzierbarsten in großen Probenflächen erfasst. Die schlechtesten Ergebnisse lieferten die Abundanzschätzungen mittels Linien. Dabei kam es zu Überschätzungen der absoluten wie auch relativen Abundanz und die Ergebnisse unterlagen insgesamt hohen Schwankungen. Außerdem erwies sich das Auszählen der Linien als deutlich zeitaufwendiger als die Erfassung innerhalb von Probenrahmen.

Bei der Methode der optischen Abschätzung des Bedeckungsgrades wurden für drei der fünf Arten Unterschiede gefunden. So wurden u. a. unterschiedliche Deckungsgrade für *Fucus serratus* und *Fucus vesiculosus* ermittelt. Insgesamt waren die Ergebnisse der optischen Abschätzung des gesamten Probengebietes im Vergleich zur Häufigkeitszählung aber zufriedenstellend. Der Vergleich der Ergebnisse der absoluten und relativen Abundanzbestimmungen ergab, dass die relativen Häufigkeitsdaten am besten vergleichbar waren.

Es zeigte sich, dass zur repräsentativen Erfassung großer Arten wie *Fucus sp.*, die in „Clustern“ vorkommen, große Probengebiete notwendig sind. Im dänischen Gebiet kommen mit den Makrophyten *Elachista fucicola* und *Laminaria digitata* Arten vor, die bis zu 1000fache Größenunterschiede aufweisen. Wenn diese kleinen und großen Arten in Gemeinschaften vorkommen, muß eine für beide Arten gleichermaßen geeignete und ausreichend große Probenfläche ausgewählt werden.

In Gebieten mit geringem Bedeckungsgrad wurden die genauesten Ergebnisse von Abundanz und Artbestimmung gefunden.

Schlußfolgerungen und Empfehlungen

Die räumliche Variabilität der Anzahl und Abundanz der Arten wurde in unterschiedlichen Probenflächen mit dem Ziel der Entwicklung einer optimalen Probennahmestrategie untersucht. Die erforderliche Probenzahl ist abhängig von der räumlichen Variabilität (Heterogenität versus Homogenität) der aquatischen Vegetation. In Gebieten mit großer Variabilität des Untergrundes und Bewuchses ist unter Berücksichtigung der Kosten die Untersuchung von wenigen Probenflächen mit jeweils vielen Wiederholungen (Mehrfachproben) zu empfehlen. Im Gegensatz dazu sollte die Probennahme in Gebieten mit geringer Variabilität so optimiert werden, dass viele Probenflächen mit wenigen Wiederholungen erfasst werden. Dabei sollte unter Berücksichtigung der oberen Grenze des Probengebietes (Taucherüberblick) wenige große anstelle von vielen kleinen Probeneinheiten bevorzugt werden.

Im Vejle Fjord variiert die Artenverteilung so stark zwischen innerem und äußeren Bereich des Ästuars, dass es sinnvoll ist, beide Bereiche als getrennte Regionen zu betrachten. Es lassen sich folgende Untersuchungsstrategien für das innere und äußere Gebiet des Fjordes ableiten:

1. Im inneren Bereich des Fjordes sollten sechs Untersuchungsflächen mit jeweils zwei Unterproben erfasst werden. Da die Varianz der Unterproben genauso hoch ist, wie die Varianz zwischen den Probengebieten sind diese wenigen Wiederholungen gerechtfertigt.
2. Im äußeren Fjordbereich sollten drei Untersuchungsflächen mit jeweils drei Unterproben erfasst werden, da eine relativ hohe Varianz zwischen den Unterproben vorlag.

Häufigkeitszählung anhand von Linien und die optische Abschätzung des Deckungsgrades führen zu unterschiedlichen Schätzungen der absoluten und relativen Abundanz von Makroalgen. Die Reproduzierbarkeit der Ergebnisse läßt sich verbessern, wenn große Probengebiete erfasst und relative Abundanzen verglichen werden. Häufigkeitszählungen anhand von Linien führen zu überhöhten Abundanzen im Vergleich zur optischen Abschätzung des Deckungsgrades. Insgesamt ergeben Probenflächen mit geringer Makrophyten-Bedeckung reproduzierbarere Ergebnisse. Die Auszählung der gesamten Probenfläche war die schnellste Untersuchungsmethode, für die Linienmethode brauchten die Taucher am längsten, deutlich besser war die Erfassung mit Hilfe von Probenrahmen, sie benötigte die wenigste Zeit. Trotz Subjektivität der optischen Abschätzung ist diese Methode dennoch genauer als die Häufigkeitszählung. Bei guter Kenntnis des Gebietes reicht die Erfassung von 40 % der Gesamtartenzahl aus, da die dominanten Arten erfasst werden. Über die Ermittlung der Steigung (Funktion aus der Abundanz und Spezieszahl) kann eine Ableitung der zu bestimmenden Artenzahl des jeweiligen Gebietes erfolgen. Das Verhältnis der Anzahl der Makrophyten-Arten und der jeweilige Beitrag zur relativen Abundanz bestimmen den notwendigen Probenaufwand.

Diskussion des vorgestellten methodischen Ansatzes während des Workshops

Das Monitoring sollte mindestens einmal im Jahr erfolgen, wird aber tatsächlich nur alle zwei Jahre durchgeführt. Es wurde diskutiert, ob die Homogenität der Speziesverteilung Information über den Eutrophierungszustand gibt oder diese alleine von der Ungestörtheit des Untergrundes abhängt. Die Arten-Dominanz gibt klare Information über den Eutrophierungszustand. Je höher beispielsweise die Stickstoffkonzentration ist, desto geringer ist die Artenzahl. Dabei kommen wenige Arten in großer Abundanz vor und tragen maßgeblich zum Bedeckungsgrad bei. Auch das Verhältnis aus der Abundanz der Arten zur Summe aller Arten lässt Aussagen über den Zustand des Gebietes zu.

Es wurde desweiteren diskutiert, ob Taucher oder Videoaufzeichnungen besser für die Untersuchung von Makrophytenbeständen geeignet sind. Aus dänischer Sicht sollten die Untersuchungen besser mittels Tauchern durchgeführt werden. Zur Minimierung personenbezogener Fehler sind Interkalibrierungen und Trainingskurse durchzuführen.

Die Bestimmungen der Seegrasverteilung (*Zostera*) erfolgen in Dänemark nach der Methode von Petersson. Dabei wird der Anteil des Seegrasses pro Fläche geschätzt. Die Seegrasverteilung ist sehr inhomogen (patchiness of area). Diese Untersuchungen erfolgen durch Taucher in Kombination mit Videoaufzeichnungen. Auch hier werden 40 % der Transekte untersucht, um gute Schätzungen zu erhalten. Die Ergebnisse der Makrophytenbestimmungen des Flensburger Gebietes erfolgten mit einer Genauigkeit von bis zu 70 %.

4.3 Einsatz des European Union Nature Information System (EUNIS) und des Britischen marinen Habitat Klassifizierungssystem zur Erfassung von Biotoparealen im Naturschutzgebiet „Helgoländer Felssockel“ - erste Erfahrungen von I. Bartsch

4.3.1 European Union Nature Information System - EUNIS

Das European Union Nature Information System (EUNIS) wird seit 1996 auf Initiative der Europäischen Umweltagentur (European Environment Agency, EEA) entwickelt. Unter Europa wird danach ein pan-Europa verstanden, welches das europäische Festland mit dem Ural-Gebirge als östlicher Grenze, der anatolischen Türkei und dem Kaukasus als südöstlicher Grenze und die offshore Inseln (nicht Grönland) wie Kanaren, Azoren und Madeira umfasst.

Die marine Habitat Klassifizierung von EUNIS basiert auf der Palaearktischen Habitat-Klassifizierung (Devillers and Devillers-Terschuren 1996) und wird mittlerweile durch die im BioMar-Projekt entwickelte Klassifizierung ‚Marine biotope classification for Britain and Ireland‘ (Connor et al. 1997a, b) ergänzt und größtenteils auch ersetzt.

Ziel des EUNIS ist eine gemeinsame, wissenschaftlich fundierte Sprache für alle terrestrischen, marinen, und Süßwasser-Habitate von Europa, auf deren Grundlage Informationen in relationalen Datenbanken gespeichert werden können. Diese gemeinsame Sprache soll dabei auf verschiedenen hierarchischen Ebenen anwendbar und flexibel genug sein, um Ergänzungen neuerer Informationen zuzulassen.

Als Maßstab dient der durch kleine Vertebraten, große Invertebraten und Gefäßpflanzen eingenommenen Raum. Er liegt zwischen 1 m² (Mikrohabitate) und 100 m² (Habitat Komplexe).

Das EUNIS-Klassifizierungssystem findet seine Anwendung in (Second OSPAR/ICES/EEA Workshop on Marine Habitat Classification 2000):

1. der Bereitstellung breiter Kategorien für die Beurteilung des Status der Natur,
2. der Kartierung von Habitaten im obigen Maßstab,
3. in der Erstellung einer Übersicht der Habitat-Verteilung in Europa,

4. der Vergleichsmöglichkeit von nationalen Habitaten im europäischen Kontext,
5. in einer Unterstützung der Beurteilung der Biodiversität durch eine Evaluierung der Habitats und
6. in einer Identifizierung und Dokumentation der am meisten bedrohten Habitat-Typen in Europa.

Detailliertere Informationen zur gesamten Klassifizierung sind unter:

<http://mrw.wallonie.be/dgrne/sibw/eunis/home.html>

zu finden.

4.3.2 Marine biotope classification for Britain and Ireland

Die „Marine biotope classification for Britain and Ireland“ (Hiscock 1996; Connor et al. 1997a, b; siehe auch www.marlin.ac.uk) mariner benthischer Biotope wurde als ein Beitrag zu BioMar, einem EU Projekt im Life Programm der EU entwickelt. Diese Klassifizierung zeigt ein hierarchisches Format und eine Reihe von Habitat-Matrices, die u. a. zum ‚Habitats Directive Annex I‘, zur europäischen CORINE-Klassifizierung sowie zur baltischen HELCOM- und französischen ZNIEFF-Klassifizierung in Bezug gesetzt sind. Das System (Version 97.06) beinhaltet 28 Groß-Habitats und Habitat-Komplexe, 60 Biotope Komplexe und 276 Biotope bzw. Sub-Biotope. Jeder Biotop ist mit einem eindeutigen Buchstabencode versehen, der die Hierarchie widerspiegelt, und lässt sich mit dem EUNIS über einen alpha-numerischen Code in Bezug setzen.

Die häufig synonym verwendeten Begriffe „Habitat“ und „Biotop“, werden in diesem System folgendermaßen definiert:

Habitats werden durch die physikalischen und chemischen Eigenschaften der Umgebung bestimmt, wie z. B. dem Substrat, der Wellenexposition, der Salinität oder dem Gezeitenstrom.

Biotope sind im Unterschied dazu wiederkehrende Gemeinschaften von Arten in einem Habitat, die in ähnlicher Assoziation regelmäßig auch in geographisch getrennten Gebieten zu finden sind.

Die 5 verschiedenen Ebenen der hierarchischen Klassifizierung werden von oben nach unten wie folgt definiert:

Groß-Habitats (‚Major Habitats‘) sind Areale, die durch ihre breiten Habitat-Eigenschaften charakterisiert werden, die auf nationaler und internationaler Ebene Anwendung finden (z. B.: Litoraler Fels).

- Habitat-Komplexe** sind Areale, die als internationale oder nationale Kartierungseinheiten verwendet werden und große Unterschiede in den biologischen Eigenschaften widerspiegeln (z. B.: Geschützter Litoraler Fels)
- Biotop-Komplexe** sind relativ einfach zu identifizierende Gruppen von Biotopen mit einem ähnlichen allgemeinen Charakter, die für örtliche Kartierungen verwendet werden (z. B. dichte *Fucus*-Bedeckung).
- Biotope** werden typischerweise unterschieden durch ihre verschiedenartigen dominanten Arten oder Gemeinschaften von auffallenden Arten und können durch Bearbeiter mit einem Basis-Wissen mariner Arten identifiziert werden. Sie werden ebenfalls für die lokale Kartierung verwendet. Sie entsprechen den Gemeinschaften wie sie in der terrestrischen Klassifizierung Verwendung finden (z. B. *Ascophyllum nodosum* auf sehr geschütztem mittel eulitoralen Fels).
- Sub-Biotope** sind typischerweise durch weniger auffällige Unterschiede in der Artengemeinschaft, in geringen zeitlichen und geographischen Variationen oder in geringen Variationen des Habitates definiert. Sie sind häufig schwieriger zu identifizieren und benötigen eine größere Expertise der Beobachter (z. B. *Ascophyllum nodosum*, Schwämme und Ascidien auf Gezeitenstrom beeinflusstem mittel eulitoralem Fels).

Ein wesentlicher Unterschied dieses Systemes zur klassischen Phytosoziologie nach Braun-Blanquet besteht darin, auf der Ebene der Biotope sowohl die Flora als auch die Fauna von wiederkehrenden Lebensgemeinschaften zu berücksichtigen und damit ein einheitlich anwendbares System zu schaffen, was die Bedingungen im marinen Milieu, besonders aber in der nicht-phototropen Zone des Sublitorals besser widerspiegelt.

4.3.3 Biotopkartierung der Gezeitenzone von Helgoland und Veränderungen der marinen Flora

Obwohl schon eine 150 Jahre alte Tradition der Erforschung des Helgoländer Felssockels sowohl in floristischer als auch in faunistischer Hinsicht besteht, existieren vor allem qualitative Arbeiten, die nur einen bedingten Einblick in die eingetretenen Veränderungen der Flora und Fauna zulassen. Trotzdem konnten Kornmann und Sahling (1994) sowie Bartsch und Kuhlenskamp (2000) an Hand einer Analyse von altem und neuem Herbarmaterial sowie aller verfügbaren Literatur zeigen, dass sich die Makroalgenflora durch Verluste, neue Einwanderer und Wiederauffinden verloren geglaubter Arten in stetigem Wandel befindet. Deutlich wurde gleich-

zeitig auch, dass die dominanten vieljährigen Arten des Eu- und Sublitorals wahrscheinlich eine relative Konstanz aufweisen, jedoch in den letzten Jahren durch Einwanderer wie *Sargassum muticum* oder *Mastocarpus stellatus* ergänzt wurden. Weiterhin ist bekannt, dass sich durch Uferschutzmaßnahmen und die Aufspülung der Düne sowohl der zur Verfügung stehende Gezeitenbereich des Bundsandstein-Felssockels sehr verkleinert hat, als auch die litoralen Kalk-Habitate vor der Düne und die marinen Höhlen in den letzten 100 Jahren fast völlig verschwunden sind (Pratje 1948 und 1952; Bartsch und Kuhlenkamp 2000).

Um eine Grundlage für die Beobachtung weiterer Veränderungen zu schaffen, wurde in den Jahren 1999 - 2001 in Zusammenarbeit mit dem Natural History Museum in London versucht, unter Anwendung des Britischen Biotopklassifizierungssystemes, die Biotope der Gezeitenzone zu beschreiben und eine Übersichtskartierung (Phase 1) vorzunehmen. Die Übertragung der Daten in ein GIS ist jedoch noch nicht abgeschlossen. In der Kartierung wurden nur Flächen von mindestens 25 m² berücksichtigt, in der allgemeinen Biotopbeschreibung dagegen alle angebotenen Biotope. Molenbereiche, die zu Fuß erreicht werden konnten, wurden ebenfalls berücksichtigt.

Sechszwanzig der 53 für Britannien als litorale Felsbiotope klassifizierten Biotope wurden auf Helgoland festgestellt, obwohl mindestens ein Biotop durch Habitatverlust verschwunden ist (Lebensgemeinschaft der marinen Höhlen). Acht der 26 Biotope sind in Britannien und Irland sehr häufig, 3 sind häufig, 3 sind weniger häufig („uncommon“), 5 sind selten („scarce“) und 8 werden dort als sehr selten („rare“) angesehen (Connor et al 1997a). Einige der Helgoländer Biotope werden deshalb als besonders schutzwürdig eingestuft. Charakteristisch für Helgoland sind ebenfalls große Bereiche im oberen und unteren Litoral, in denen gemischte Biotope anzutreffen sind. Das sind Bereiche, in denen die Charakterarten benachbarter Biotope über große Flächen hinweg gemeinsam wachsen wie z. B. *Laminaria digitata* und *Fucus serratus* im Übergangsbereich vom Eulitoral zum Sublitoral.

Die Abwesenheit vieler Biotope auf Helgoland ist zum einen auf den Verbreitungsbereich von Arten, die auf Helgoland nicht vorkommen, zurückzuführen und zum anderen auf die Anzahl der vorhandenen Habitate. So sind extrem exponierte Bereiche nicht oder kaum vorhanden, ebenso wie extrem geschützte Habitate. Ferner fehlen Habitate, die durch starke Gezeitenströme oder wechselnde Salinitäten charakterisiert werden.

Ein Vergleich der Gezeiten-Biotope von Helgoland mit den Bundsandstein-Riffen in Thanet im Südosten Englands mit seinen horizontalen Kalkriffen zeigt einige Ähnlichkeiten. Die meisten in Thanet identifizierten Biotope (Tittley et al. 1998) kommen auch auf Helgoland vor, mit der

Ausnahme von Biotopen, die durch nicht auf Helgoland vorkommende Charakterarten gekennzeichnet sind (wie *Palmaria palmata* oder *Osmundea pinnatifida*). In beiden Gebieten fehlen dagegen Biotope, die sonst in Britannien häufig sind, wie die z. B. durch *Pelvetia canaliculata* oder *Himanthalia elongata* charakterisierten Areale.

Ein Vergleich der heutigen Helgoländer Biotope mit Arbeiten Anfang des 20. Jahrhunderts, die die Flora des Felswattes ausführlich beschrieben (Nienburg 1925, Schmidt 1928, Den Hartog 1959), läßt den Schluß zu, dass ein Großteil der Biotope, die vor 100 Jahren beschrieben wurden, immer noch vorhanden sind. Einige Biotope wurden jedoch durch Artverluste (*Osmundea ramosissima*), durch Habitatverluste (marine Höhlen, exponierte Kalkriffe vor der Düne) oder Art-Neuzugänge (*Mastocarpus stellatus*, *Sargassum muticum*, *Chaetomorpha mediterranea*) verändert bzw. sind neu hinzugekommen (Bartsch und Tittley, in Vorber.).

Schwierigkeiten der Übertragung des Britischen Systems

Bei der praktischen Arbeit im Feld ergaben sich folgende Fragen bei der Anwendung des Britischen Biotop Klassifizierungssystems nach Connor et al. (1997a):

1. Kann es in unterschiedlichen biogeographischen Gebieten durch das Nicht-Vorhandensein einzelner Arten gleiche Biotope aber mit etwas anderem Artenspektrum geben? Oder handelt es sich dann um Sub-Biotope?
2. Wie werden Sub-Biotope von Biotopen genau abgegrenzt?
3. Wie verfährt man mit Arealen, die eindeutig durch mehrere Charakterarten zweier Biotope gekennzeichnet werden? Ist das ein neuer Biotop oder handelt es sich um ‚Gemischte Biotope‘?
4. Wie werden im Feld in einem ‚Phase 1 Survey‘ Biotopgrenzen ermittelt?
5. Biotope, die durch eindeutig saisonal variierende Arten gekennzeichnet werden (wie z. B. saisonale *Enteromorpha sp.*) werden in ihrer saisonalen Ausprägung ungenügend beschrieben. Können in solchen Bereichen über das Jahr hinweg evtl. zwei Biotope vorhanden sein, die sich im Jahresverlauf abwechseln?
6. Wie wird der Expositionsfaktor ermittelt?

Abschließend lässt sich feststellen, dass sich das Britische System grundsätzlich gut auf Helgoland anwenden läßt und die Klassifizierungsstruktur auch auf Bereiche mit anderem Artenspektrum übertragbar ist (siehe Tittley und Neto 2000).

4.4 Anforderungen der WRRL an das Makrophyten-Monitoring von *Th. Meyer* und *K. Fürhaupter*

Die Europäische Kommission hat die Wasserrahmenrichtlinie erlassen, um ein gemeinsames Netzwerk für die Arbeit in der Wasserpolitik zu schaffen. Die Richtlinie regelt dabei Arbeiten, die unternommen werden müssen, um die ökologische Qualität der Europäischen Gewässer zu verbessern. Ziel ist es, den guten ökologischen Zustand zu erreichen. Um den Vorgaben der Richtlinie nachzukommen, müssen die Mitgliedsstaaten verschiedene Maßnahmen durchführen. Unter anderem müssen Monitoring-Programme wie z. B. an Makrophyten durchgeführt werden. Die WRRL betrifft zum größten Teil Süßwassergebiet. Nur im Bereich der Übergangs- und Küstengewässer betrifft sie auch den marinen Bereich (also Ästuargebiete und Küstenbereiche bis 1 sm seewärts). Zur Bestimmung der Gewässertypen und ihrer Einordnung in die vorgegebenen Güteklassen und Beschreibung des ökologischen Zustandes werden sowohl chemisch-physikalische Parameter als auch biologische Größen wie Phytoplankton, Makrozoobenthos und Makrophytobenthos erfasst (zu letzterem siehe Tabelle 15 bzw. Tabelle 16).

Ökologische Ziele der Richtlinie:

- Einführung notwendiger Maßnahmen, um eine Verschlechterung des Zustandes aller Oberflächengewässer zu verhindern
- Schutz, Verbesserung und Wiederherstellung aller Oberflächengewässer mit dem Ziel, einen guten ökologischen Zustand zu erreichen
- Schutz und Verbesserung aller künstlichen und stark modifizierten Wasserkörper mit dem Ziel, einen guten ökologischen sowie chemischen Zustand des Oberflächenwassers zu erreichen
- Ergreifung von Maßnahmen, um Verschmutzung mit Primärsubstanzen nach und nach zu reduzieren und die Emission, den Abfluss bzw. den Verlust gefährlicher Substanzen schließlich zu unterbinden

Tabelle 15: Definitionen der Wasserrahmenrichtlinie für den „sehr guten“, den „guten“ und den „mäßigen“ ökologischen Zustand bezogen auf Großalgen und Angiospermen in Übergangs- und Küstengewässern (dt.)

Definitionen der biologischen Qualitätskomponenten	Sehr guter ökologischer Zustand	Guter ökologischer Zustand	Mäßiger ökologischer Zustand
Großalgen in Übergangsgewässern	<p>Die Zusammensetzung der Großalgentaxa entspricht den Bedingungen bei Abwesenheit störender Einflüsse.</p> <p>Keine erkennbaren Änderungen der Mächtigkeit der Großalgen aufgrund menschlicher Tätigkeiten.</p>	<p>Die Großalgentaxa weichen in ihrer Zusammensetzung und Abundanz geringfügig von den typspezifischen Gemeinschaften ab. Diese Abweichungen deuten nicht auf ein beschleunigtes Wachstum von Phytobenthos oder höheren Pflanzen hin, das das Gleichgewicht der in dem Gewässer vorhandenen Organismen oder die physikalisch-chemische Qualität des Wassers in unerwünschter Weise stören würde.</p>	<p>Die Zusammensetzung der Großalgentaxa weicht mäßig von den typspezifischen Bedingungen ab und ist in signifikanter Weise stärker gestört, als dies bei gutem Zustand der Fall ist.</p> <p>Es sind mäßige Änderungen der durchschnittlichen Großalgenabundanz erkennbar, die dazu führen können, dass das Gleichgewicht der in dem Gewässer verbundenen Organismen in unerwünschter Weise gestört wird.</p>
Angiospermen in Übergangsgewässern	<p>Die taxonomische Zusammensetzung entspricht vollständig oder nahezu vollständig den Bedingungen bei Abwesenheit störender Einflüsse.</p> <p>Keine erkennbaren Änderungen der Abundanz der Angiospermen aufgrund menschlicher Tätigkeiten.</p>	<p>Die Angiospermentaxa weichen in ihrer Zusammensetzung geringfügig von den typspezifischen Gemeinschaften ab.</p> <p>Die Abundanz der Angiospermen zeigt geringfügige Anzeichen von Störungen.</p>	<p>Die Zusammensetzung der Angiospermentaxa weicht mäßig von der der typspezifischen Gemeinschaften ab und ist in signifikanter Weise stärker gestört, als dies bei gutem Zustand der Fall ist.</p> <p>Bei der Abundanz der Angiospermen sind mäßige Störungen festzustellen.</p>
Großalgen und Angiospermen in Küstengewässern	<p>Alle störungsempfindlichen Großalgen- und Angiospermentaxa, die bei Abwesenheit störender Einflüsse vorzufinden sind, sind vorhanden.</p> <p>Die Werte für die Großalgenmächtigkeit und für die Abundanz der Angiospermen entsprechen den Bedingungen bei Abwesenheit störender Einflüsse.</p>	<p>Die meisten störungsempfindlichen Großalgen- und Angiospermentaxa, die bei Abwesenheit störender Einflüsse vorzufinden sind, sind vorhanden.</p> <p>Die Werte für die Großalgenmächtigkeit und für die Abundanz der Angiospermen zeigen Störungsanzeichen.</p>	<p>Es fehlt eine mäßige Zahl störungsempfindlicher Großalgen- und Angiospermentaxa, die bei Abwesenheit störender Einflüsse vorzufinden sind.</p> <p>Die Mächtigkeit der Großalgen und die Abundanz der Angiospermen sind mäßig gestört, was dazu führen kann, dass das Gleichgewicht der in dem Gewässer vorhandenen Organismen in unerwünschter Weise gestört wird..</p>

Tabelle 16: Definitions of the Waterframework directive for “high”, “good” and “moderate” ecological status of Macroalgae und Angiosperms in transitional and coastal waters (engl.)

Definitions for Biological quality elements	High ecological status	Good ecological status	Moderate ecological Status
Macroalgae in transitional waters	<p>The composition of macroalgal taxa is consistent with undisturbed conditions.</p> <p>There are no detectable changes in macroalgal cover due to anthropogenic activities.</p>	<p>There are slight changes in the composition and abundance of macroalgal taxa compared to the type-specific communities. Such changes do not indicate any accelerated growth of phytobenthos or higher forms of plant life resulting in undesirable disturbance to the balance of organisms present in the water body or to the physicochemical quality of the water.</p>	<p>The composition of macroalgal taxa differs moderately from type-specific conditions and is significantly more distorted than at good quality.</p> <p>Moderate changes in the average macroalgal abundance are evident and may be such as to result in an undesirable disturbance to the balance of organisms present in the water body.</p>
angiosperms in transitional waters	<p>The taxonomic composition corresponds totally or nearly totally to undisturbed conditions.</p> <p>There are no detectable changes in angiosperm abundance due to anthropogenic activities.</p>	<p>There are slight changes in the composition of angiosperm taxa compared to the type-specific communities.</p> <p>Angiosperm abundance shows slight signs of disturbance.</p>	<p>The composition of the angiosperm taxa differs moderately from the type-specific communities and is significantly more distorted than at good quality.</p> <p>There are moderate distortions in the abundance of angiosperm taxa.</p>
macroalgae and angiosperms in coastal waters	<p>All disturbance sensitive macroalgal and angiosperm taxa associated with undisturbed conditions are present.</p> <p>The levels of macroalgal cover and angiosperm abundance are consistent with undisturbed conditions.</p>	<p>Most disturbance sensitive macroalgal and angiosperm taxa associated with undisturbed conditions are present.</p> <p>The level of macroalgal cover and angiosperm abundance show slight signs of disturbance.</p>	<p>A moderate number of the disturbance sensitive macroalgal and angiosperm taxa associated with undisturbed conditions are absent.</p> <p>Macroalgal cover and angiosperm abundance is moderately disturbed and may be such as to result in an undesirable disturbance to the balance of organisms present in the water body.</p>

Monitoring-Programme:

- Einführung von adäquaten Monitoring-Programmen
- die Richtlinie ermöglicht den Mitgliedsstaaten den Vorgaben verschiedener bereits bestehender Umweltprogramme (z. B. HELCOM/OSPARCOM) zu folgen
- für das Makrophyten-Monitoring sollten die relevanten CEN/ISO-Standards verwendet werden, sofern diese bereits entwickelt wurden (ICES-/HELCOM-Richtlinien)
- Umsetzung des Monitoring Programms soll innerhalb von 6 Jahren erfolgen
- das Monitoring soll einen Überblick über den ökologischen und chemischen Zustand und das Potenzial des Oberflächenwassers und der geschützten Gebiete geben
- Geschützte Gebiete müssen entsprechend der Gesetzgebung unter der das individuelle Projekt etabliert wurde, beobachtet werden
- die bestehenden Monitoring-Programme sind zu überprüfen und möglicherweise anzupassen
- die Ergebnisse der Monitoring-Programme sind in Form von Bewertungen und unterschiedlich farbigen Karten wiederzugegeben

Qualitätssicherung:

- Die Europäische Kommission fördert Qualitätssicherungs-Workshops und den Austausch an Informationen zwischen den Mitgliedsstaaten um ein Qualitätssicherungs-Netzwerk zu erstellen.
- Die Umsetzung der Ergebnisse der Qualitätssicherungs-Workshops soll innerhalb von 5 - 6 Jahren erfolgen.

Anforderungen an das Makrophyten-Monitoring:

Für den Bereich der deutschen Ostseeküste existiert bereits ein Makrophyten-Monitoring, das den Vorgaben der HELCOM-Richtlinien entspricht. Dieses reicht jedoch nicht aus, um den Vorgaben der WRRL gerecht zu werden. Anhand dieses Programmes kann lediglich der Zustand der Küstengewässer zum Zeitpunkt des Starts des Monitorings und in den Folgejahren beurteilt werden. Zur Bestimmung des ökologischen Zustandes (Güteklasse) ist es notwendig, den Ursprungszustand zu kennen, da dieser als Referenzwert heranzuziehen ist. Dazu müssen zuerst entweder historische Daten ausgewertet oder geographische Referenzgebiete gesucht werden. Zudem gibt es noch Lücken im Monitoring-Programm die geschlossen werden müssen. So ist

z. B. der Bereich oberhalb von 2 m Wassertiefe bisher nicht im Monitoring an der Ostseeküste enthalten und im Nordseebereich wird bisher nur die Ausbreitung einiger weniger Arten überprüft. Auch Qualitätssicherungs-Workshops wie sie von der Kommission gefordert werden, gab es bisher nicht. So ist der derzeitige Workshop, der erste überhaupt, der sich mit Fragestellungen und Informationsaustausch bezüglich Makrophyten beschäftigt. Neben taxonomischen Fragestellungen sollte in Zukunft auch eine Qualitätssicherung hinsichtlich der Methodik bei der Probenahme stattfinden.

4.5 Ergebnisse der Arbeitsgruppen

4.5.1 Arbeitsgruppe 1 und 2: Erarbeitung von Empfehlungen für die HELCOM-Richtlinien und das Makrophytenmonitoring im Rahmen des BLMP

Gruppenleitung: A. F. Peters und Th. Meyer

Empfehlungen für die HELCOM-Richtlinien:

- **Revision bestehender HELCOM-Richtlinien**

Die HELCOM-Richtlinien (Bäack et al. 1999) für Makrophyten schreiben nur bei wenigen Parametern festgelegte Methoden zwingend vor, um eine allgemeine Gültigkeit zu erhalten. Für sehr viele Datenerfassungen stehen deshalb je nach örtlichen Gegebenheiten verschiedenen Methoden zur Verfügung (z. B. Einsatz von UW-Video **oder** Tauchern zur flächenmäßigen Erfassungen bestandsbildender Pflanzen). Trotzdem sollte für Gebiete mit besonderen abiotischen und biotischen Gegebenheiten (z. B. Boddengewässer, Salzhaff, Schlei) die **Anwendbarkeit** der HELCOM-Richtlinien überprüft werden. Sich daraus ergebende nötige Präzisionen, Veränderungen oder Erweiterungen der Richtlinien sollten dann schnellstmöglich auch international bekannt gegeben und umgesetzt werden.

- **Untersuchung der Ausgangssituation**

Gibt es für einen zu untersuchenden Küstenbereich keine aktuellen Daten zur flächenmäßigen Ausbreitung und Zusammensetzung der Makrophytenbestände, so muss zuerst eine **Ersterfassung** der vorhandenen Bestände erfolgen, in der auch die **jahreszeitlichen Veränderungen** der Makrophytenbesiedlung berücksichtigt werden, da neben den mehrjährigen Arten auch einjährige Makrophyten bestandsbildend sein können. Daher ist eine viermalige Probenahmen pro Jahr zu empfehlen, mindestens aber sollte zwei mal pro Jahr (Frühjahr und Herbst) beprobt

werden. Ausgehend von diesem Zustandsbericht können dann geeignete Dauerstationen und Methoden auf Basis der HELCOM-Richtlinien ausgewählt werden.

- **Dokumentation der Ergebnisse**

Das Führen und Anfertigen von **Belegsammlungen** sollte für alle im Monitoringbereich tätigen Unternehmen/Institutionen/Universitäten zwingend vorgeschrieben werden, da nur so Bestimmungsfehler nachträglich korrigierbar sind, und die Daten auch weiterhin verwendbar und vergleichbar bleiben. Für die Makrophyten sollte das **Herbar** als geeignete Methode zum Anfertigen von Belegen vorgeschrieben werden. Das Anfertigen von Dias, Fotografien oder mit Alkohol konservierten Belegen ist als zusätzliche Absicherung zu empfehlen. Die Modalitäten zur Anfertigung, Lagerung und Kontrolle der Herbariumsbestände müssen allerdings erst noch geklärt werden. Die Sammlung der Belege an zentraler Stelle wäre wünschenswert.

Empfehlungen für das Monitoring im Rahmen vom BLMP:

- **Entwicklung praxisnaher Bestimmungsschlüssel**

Die Anfertigung von Bestimmungsschlüsseln für schwer zu bestimmende Arten (z. B. Characeen, *Cladophora*, *Ceramium*, *Enteromorpha*) und gebietspezifische Artenlisten sollte durch Taxonomie-Experten erfolgen. Die Bestimmungsschlüssel und Artenlisten sollten beim UBA und/oder entsprechenden Landesämtern zu beziehen sein und für Arbeiten im BLMP-Programm zwingend vorgeschrieben werden. Ein Vergleich der Artenlisten, die in den Laboren erstellt werden, mit den gebietspezifischen Artenlisten, ist dringend zu empfehlen. Sollte eine Art gefunden werden, die nicht für das betrachtete Gebiet verzeichnet ist, sollte ein Experte in Abstimmung mit dem UBA zu Rate gezogen werden.

- **Erfahrungsaustausch – national und international**

Alle teilnehmenden Institutionen an Monitoring-Programmen (UBA, Landesämter und Bearbeiter für Makrophyten, Makrozoobenthos, Phytoplankton und eventuell Nährstoffe) sollten sich in **regelmäßigen Abständen** (z. B. alle 3 Jahre) treffen, um die Ergebnisse des Monitorings zu präsentieren. Dabei könnten verschiedene Punkte diskutiert werden wie z. B.:

- Sollte die Durchführung der verschiedenen Monitoring-Programme an identischen Dauerstationen stattfinden (sofern eine räumliche Trennung überhaupt besteht) bzw. sollten für bestimmte Parameter zusätzliche Dauerstationen geschaffen werden?

- Soll die Saisonalität der Makrophyten berücksichtigt werden und mehrere Probenahmen/Jahr stattfinden? Müssen einjährige oder mehrjährige Makrophyten erfasst werden, um Änderungen überwachen zu können?
- Müssen Methoden modifiziert werden, um die Aussagekraft der erhobenen Daten zu verbessern?

- **Qualitätskontrolle (QS)**

Bisher fehlt jegliche Art der Qualitätskontrolle im Makrophytenmonitoring. Zur Verbesserung der Artenkenntnisse aller Teilnehmer am Makrophytenmonitoring sollten **taxonomische Workshops** alternierend auf nationaler und internationaler Ebene durchgeführt werden. Es sollte regelmäßig ein Austausch- bzw. **Abgleich der Artenlisten** erfolgen. Dadurch könnte die Verwendung unterschiedlicher Synonyme einer Art verhindert werden und aktuelle Artbezeichnungen einfließen. Dieses ist nur möglich, wenn die komplette botanische Artbezeichnung mit Namen und Jahr des Erstbeschreibers aufgeführt werden. Es sollten Vereinbarungen getroffen werden, wie nicht komplett bestimmte bzw. bestimmbar Arten aufgeführt werden (cf. oder sp.). Internationale Workshops sollten dabei im Anschluss bzw. parallel zu großen Kongressen stattfinden, um möglichst vielen Interessenten die Teilnahme zu ermöglichen.

Die Durchführung von **Ringversuchen** zum Datenabgleich ist auch im Makrophytenmonitoring unbedingt erforderlich. Das Ringversuchsmaterial sollte im wesentlichen in Form von in Alkohol konservierten Exemplaren bestehen. Aber auch die Versendung von Herbarmaterial wäre in gewissem Umfang denkbar. Die Ringversuche sollten getrennt nach geobotanischen Regionen (Ostsee, Nordsee) durchgeführt werden. Bei diesen Gelegenheiten könnte auch ein Methodenabgleich zwischen den einzelnen Laboren für die verschiedenen Messparameter (z. B. Bestimmung der Bewuchsdichte) stattfinden. Diese Art des Methoden-„Ringversuches“ wird z. B. bereits für Zoobenthos in England durchgeführt.

- **Wissenschaftliche Begleituntersuchungen**

Eine Förderung wissenschaftlicher Arbeiten im Zusammenhang mit **Taxonomie** und **angewandter Ökologie** bei Makrophyten wäre wünschenswert. Kann z. B. ein Zusammenhang zwischen Nährstoffkonzentration und der Abundanzzunahme bzw. –abnahme für bestimmte Makrophytenarten wissenschaftlich verifiziert werden, so könnten diese Arten als Indikatoren verwendet werden.

4.5.2 Arbeitsgruppe 3: Makrophyten als Bestandteil der WRRL: Eignung von Makrophyten als „Indikatoren“ für den Nachweis anthropogener Belastung und gibt es Referenzgebiete für den guten ökologischen Zustand?

Gruppenleitung: J. Voss und C. Lohmann

Gibt es Indikatorarten oder spezifisch sensitive Makrophyten?

Ziel der Überwachung des Meereszustandes ist es, mögliche anthropogen bedingte Änderungen zu erfassen, um dann Maßnahmen zum Schutz der Meere einleiten zu können. Hilfreich wäre dabei die Kenntnis über sensitive Makrophyten-Indikatoren, die frühzeitig auf Veränderungen reagieren und damit als Warnsignale verstanden werden können. Die Benennung von direkten Indikatorarten konnte selbst von den anwesenden Spezialisten nicht durchgeführt werden. Es gibt noch zu wenig Wissen über die direkten Zusammenhänge zwischen der anthropogenen Belastung und spezifischen Reaktionen im Makrophytenbestand. In Tabelle 4.4.3 sind einige bekannte Auswirkungen aufgeführt. Mögliche Indikatoren könnten beim **epiphytischen Bewuchs** der ausdauernden Makrophyten zu finden sein. Das Vorkommen neuer Arten bzw. das Verschwinden einzelner Arten gibt noch keinen Hinweis über die Art der Belastung. Zur Beurteilung muss ein Vergleich zu **historischen Daten** erfolgen. Die Artenzahl ist eine gute Größe zur Erfassung von Änderungen. Prof. Kawai bestätigte, dass **Änderungen in der Artenzahl**, z. B. die Abnahme in Folge der Verschlechterung der Wasserqualität, gefunden wurden. Geeignete Bezugsgrößen sind: Epiphytische Algen, Anzahl der Arten, Verschwinden von Arten.

Indikatorarten könnten über die Auswertung historischer **Herbariumsbestände** ermittelt werden. Z. B. kommen im Gebiet der Ostseeküste Mecklenburg-Vorpommerns nach heutigem Kenntnisstand zwei Charophyceen-Arten (*Chara connivens*, *Lamprothmanium papulosum*) nicht mehr vor, die in historischen Herbariumsbeständen für dieses Gebiet als standortspezifisch dokumentiert werden. Auch die Ermittlung der Artzusammensetzungen in Makrophyten-Gemeinschaften gibt Hinweise über anthropogen bedingte Änderungen. Die Ermittlung dieser **Indikatorgruppen** wie beispielsweise *Zostera*, *Chara* und epiphytische Algen könnte eine vielversprechende Indikatorgröße sein.

Trotz zahlreicher Hinweise über den Einfluss anthropogener Faktoren auf die Makrophytenbestände gibt es nur sehr wenige Kenntnisse über die genauen **Zusammenhänge zwischen Art der anthropogenen Belastung und spezifischen Änderungen im Makrophytenbestand** (z. B. Art der Sensitivität gegenüber erhöhten Nährstoffkonzentrationen, Änderungen des N/P-Verhältnisses, höhere Schwermetallkonzentrationen, Pflanzenschutzmittel). In diesem Bereich liegt

Forschungsbedarf vor, eine **Kooperation** zwischen Taxonomen und Ökologen würde die Bewertung von Monitoring Daten verbessern und Kenntnisse zur frühzeitigen Warnung liefern.

Tabelle 17: Zusammenstellung möglicher Indikatorfunktionen von Makrophyten

Makrophyten – Indikator?	Reaktion auf welche Art der anthropogen bedingten Belastung
Zunahme einjähriger Epiphyten	Eutrophierung – erhöhte Nährstoffeinträge
Reduktion Tiefenausbreitung <i>Zostera</i>	Eutrophierung
Reduktion der Artenzahl (Artenlisten!)	Eutrophierung
Abnahme der Biodiversität	Langzeiteffekt Eutrophierung
Massenentwicklung der Grünalgen <i>Ulva/Enteromorpha</i> – im Wattenmeer – Erhöhung Flächendeckungsgrad	Eutrophierung
Zunahme an <i>Zostera</i> (Seegras – Angiospermen)	Verringerung der Nährstoffeinträge – Verbesserung des Zustandes
Reduktion der oberen Verbreitungsgrenze von <i>Delesseria</i>	Zunahme „UV“-Strahlung

Welche Makrophyten-Daten müssen erfasst werden, um Änderungen feststellen zu können?

Die Artenzahl ist die wichtigste Bezugsgröße, insbesondere für den Vergleich zu historischen Daten (Reinke 1893). Mittlerweile geht man davon aus, dass 50 Arten in der Ostsee fehlen. Die Bestimmung der genauen Zahl von Artverlusten ist nicht ohne weiteres möglich, da aufgrund der großen Variabilität der phenotypischen Ausprägung und der sehr komplexen Generationsphentypen einzelner Arten, Fehlbestimmungen vorliegen bzw. historisch Makrophyten als unterschiedliche Arten bestimmt wurden, die heute als eine Art erkannt werden.

- Mehrjährige Arten müssen beprobt werden. Änderungen in deren Beständen sind deutliche Warnsignale.
- Probenzeitraum: Die Probennahme sollte zwischen Juli und August erfolgen.
- Eutrophierungsempfindliche Arten und Änderungen im Makrophytenbewuchs müssen dokumentiert werden.

- Prüfung, ob das Makrophyten-Monitoring der Nordsee ausreicht, um die Anforderungen der WRRL zu erfüllen. Dort wird ausschließlich die Bestandsdichte (also der Flächendeckungsgrad) von *Zostera*, *Ulva* und *Enteromorpha* im Wattenmeer per Flugzeug bestimmt. Werden sensitive Arten erfasst, reichen dann Bestimmungen des Flächendeckungsgrades möglicherweise aus, um Änderungen in Artzusammensetzung und Artenzahl zu erfassen?
- Defizite im biologischen Monitoringprogramm müssen überprüft werden (Erfassung von Zoobenthosdaten erfolgt nicht immer im Flachwasser wie für Makrophyten und Kleinfische). In wie weit sind unterschiedliche Dauerstationen für die einzelnen Untersuchungsparameter sinnvoll?
- Benennung von Ansprechpartnern in den Ländern, die möglicherweise Interesse an Forschungsprojekten zu Makrophyten haben oder mit dem Monitoring und möglichen Folgeuntersuchungen beauftragt sind.
- Benennung von Taxonomen die in kritischen Bestimmungsfällen zu Rate gezogen werden können (auch auf internationaler Ebene).

Ermittlung ursprünglicher Makrophytenbestände (Referenzgebiete):

Zur Beurteilung des Zustandes eines Untersuchungsgebietes ist es notwendig Daten bzw. Hinweise über den anthropogen unbelasteten Ursprungszustand zu haben, der als Referenzgröße herangezogen werden kann. Es wurde darüber diskutiert, welche Ansätze Daten eines Ursprungszustandes liefern könnten. Es wurde die Meinung vertreten, dass es möglich sei, sowohl über die Auswertung **historischer Makrophyten-Daten** aus der **Literatur**, als auch über die Auswertung und Aufarbeitung von **Herbariumsbeständen** eine Ursprungsbesiedlung von Makrophyten zu ermitteln. Für diese Arbeit werden mindestens zwei Jahre veranschlagt. Es gab den Vorschlag Reinkes Makrophyten-Artenliste als Referenz zu verwenden, um den ungestörten natürlichen standortspezifischen Zustand zu ermitteln.

Es gibt in Deutschland kein **zentrales Institut**, das die kompletten Herbariumsbestände archiviert und die Informationen in entsprechenden Datenbanken übernimmt. Ferner sind fast alle deutschen Herbariumsbestände an Makrophyten weder klassisch noch in elektronischer Form erfasst und den meisten Herbarien fehlt oft sogar der Überblick über ihren Grundbestand an marinen Makrophyten. Auch ist die Existenz vieler kleiner Herbarien auf nationaler Ebene nicht bekannt. Der Auftrag der Senckenberg Gesellschaft zur „Wahrung der Biodiversität“ umfasst nicht die Makrophyten. Gegenwärtig sind Herbariumsbestände der Nord- und Ostsee-Makrophyten sowohl in Hamburg (Dr. Feuerer), Kiel (Dr. Usinger), Bremer (Überseemuseum),

Helgoland, Berlin (Dr. Jahn), Greifswald, Rostock, München (Dr. Triebel), Göttingen, Jena, Frankfurt a. M. und anderswo vorhanden. Auch die Daten zum Makrophyten-Monitoring sind weder zentral erfasst noch verfügbar.

Es wurde diskutiert, ob die **Makrophyten-Biotop vor Helgoland** als Referenzstandorte für Küstengebiete dienen können oder ob Referenzgebiete in Dänemark oder Norwegen zur deutschen Küstenzone vorhanden sind. Dieser Ansatz ist für die einzelnen Gebiete zu prüfen. Weiter muss geklärt werden, ob es möglich ist, über den Verlust einzelner Arten bessere Hinweise über anthropogen bedingte Belastungen zu bekommen, wenn keine spezifischen Indikatorarten benannt werden können. Hinweise zur Verfolgung dieses Ansatzes liefern erste Daten aus dem Monitoringprogramm der Ostsee, jedoch reicht der Untersuchungszeitraum noch nicht für solche Aussagen aus.

5 Ausblick

Von allen Teilnehmern des Workshops wurde die erstmalige Möglichkeit eines Erfahrungsaustausches zwischen rein taxonomisch arbeitenden Experten und den das praktische Monitoring durchführenden Bearbeitern begrüßt und es wurde festgestellt, dass die anregenden Diskussionen zwischen Taxonomie- und Monitoring-Experten für beide Seiten sehr wertvoll sind. Es wurde dringend darauf hingewiesen, dass derartige Veranstaltungen nur dann dauerhaft etwas bewirken, wenn sie in regelmäßigen Abständen wiederholt werden können.

Einvernehmlich wurde festgestellt, dass der gegenwärtige Kenntnisstand noch nicht ausreicht, um Indikatorarten oder –gruppen zum Nachweis anthropogen bedingter Veränderungen für das marine Monitoring benennen zu können.

Die derzeit laufenden Monitoringprogramme reichen nicht aus, um den Anforderungen der EU-Wasserrahmenrichtlinie gerecht zu werden. Die Ausweisung von Referenzgebieten bzw. Referenzzuständen für den „guten ökologischen Zustand“ auf Grundlage historischen Daten- und Probenmaterials ist ebenfalls noch nicht abgeschlossen.

Die folgenden Hinweise sollten Eingang in die Arbeit der Arbeitsgruppen Nord- und Ostsee und Qualitätssicherung finden und langfristig in konkrete Maßnahmen umgesetzt werden.

- Es besteht dringender Bedarf für den regelmäßigen Erfahrungsaustausch aller am Monitoring beteiligten Institutionen und Mitarbeiter (Präsentation und Diskussion der Ergebnisse des Monitorings, Weiterentwicklung und Verbesserung des bestehenden Monitorinprogramms).

- Es besteht die Notwendigkeit von Qualitätssicherungsmaßnahmen auch im Bereich des Makrophyten-Monitorings in Form von Ringversuchen, regelmäßigen Workshops, Entwicklung praxisnaher Bestimmungsschlüssel sowie einer einheitlichen verbindlichen Artenliste.
- Wissenschaftliche Arbeiten auf dem Gebiet der Taxonomie und der angewandten Ökologie der Makrophyten zur Verbesserung des gegenwärtigen Kenntnisstandes müssen gefördert werden.
- Es besteht die Notwendigkeit der nachprüfaren Dokumentation von Untersuchungsergebnissen in Form von Belegsammlungen, die zentral archiviert und in Datenbanken erfasst werden sollten (z. B. bei Senckenberg), damit nach Abschluss von zeitlich begrenzten Untersuchungsprogrammen die Daten allgemein zugänglich sind und für zukünftige Fragestellungen zur Verfügung stehen.

6 Literatur

6.1 Verzeichnis der Literatur, die während des Workshops zur Verfügung stand

Blindow, I. (2000):

Distribution of Charophytes along the Swedish Coast in Relation to Salinity and Eutrophication. *Internat. Rev. Hydrobiol.* 85: 707 - 717.

Burrows, E. M. (1991):

Seaweeds of the British Isles, Volume 2: Chlorophyta. Natural History Museum Publications London, 238 pp.

Cabioch, J.; Floch, J. (1992):

Algues des mers d'Europe. Delachaux et Niestle, 231 pp.

Dixon, P.S.; Irvine, L.M. (1977):

Seaweeds of the British Isles, Volume 1: Rhodophyta, Part 1: Introduction, Nemaliales, Gigartinales. British Museum (Natural History), London, 252 pp.

Duarte, C. M. (1991):

Seagrass depth limits. *Aquatic Botany* 40: 363 - 377.

Duarte, C. M. (1995):

Submerged aquatic vegetation in relation to different nutrient regimes. *Ophelia* 41: 87 - 112.

Gayral, P.; Cosson, J. (1986):

Connaître et reconnaître les algues marines. Ouest-France, 220 pp.

Heesch, S. (1999):

Bestimmungsschlüssel für Makrophyten der Ostseeküsten Schleswig-Holsteins und Mecklenburg-Vorpommerns. Unveröffentlichtes Manuskript, Kiel, 19 pp.

Hiscock, S. (1986):

A field key to the British red seaweeds. Field studies. Council Occasional Publication 13, Somerset, 101 pp.

Irvine, L. M. (1983):

Seaweeds of the British Isles, Volume 1: Rhodophyta, Part 2A: Cryptonemiales (sensu stricto), Palmariales, Rhodymeniales. British Museum, 113 pp.

Køie, M.; Kristiansen, Aa.; Weitemeyer, S. (2001):

Der große Kosmos Strandführer. Kosmos, Stuttgart, 350 pp.

Kornmann, P.; Sahling, P.-H. (1977):

Meeresalgen von Helgoland. *Helgol. wiss. Meeresunters.* 29: 1 - 289.

Kornmann, P.; Sahling, P.-H. (1983):

Meeresalgen von Helgoland: Ergänzung. *Helgol. Meeresunters.* 36: 1 - 65.

Kornmann, P.; Sahling, P.-H. (1994):

Meeresalgen von Helgoland: zweite Ergänzung. Helgol. Meeresunters. 48: 365 - 406.

Kotta, J.; Paalme, T.; Martin, G. and Mäkinen, A. (2000):

Major changes in macroalgae community composition affects the food and habitat preference of *Idotea baltica*. Internat. Rev. Hydrobiol. 85: 697 - 705.

Kylin, H. (1944):

Die Rhodophyceen der schwedischen Westküste. Acta Univ. Lund 40: 1 - 104.

Kylin, H. (1947):

Die Phaeophyceen der schwedischen Westküste. Acta Univ. Lund 43: 1 - 99.

Kylin, H. (1947):

Die Chlorophyceen der schwedischen Westküste. Acta Univ. Lund 45: 1 - 79.

Maggs, Ch.; Hommersand, M. H. (1993):

Seaweeds of the British Isles, Volume 1: Rhodophyta, Part 3.A: Ceramiales. The Natural History Museum, London, 444 pp.

Meyer, Th. (1995):

Untersuchungen über die Verbreitung von Seegrass, Miesmuscheln und Algen im Nationalpark Vorpommersche Boddenlandschaft. Bodden 2: 231 - 234.

Meyer, Th. (1997):

Ergebnisse der Makrophytenerfassung an der Küste Mecklenburg-Vorpommerns als Grundlage für ein Makrophyten-Monitoring-Programm. Aktuelle Probleme der Meeresumwelt, Supplement 7: 125 - 130.

Nielsen, R.; Kristiansen, Aa.; Mathiesen, L. and Mathiesen, H. (1995):

Distributional index of the benthic macroalgae of the Baltic Sea area. Acta Bot. Fennica 155: 1 - 51.

Pankow, H. (1971):

Algenflora der Ostsee. 1. Benthos. VEB Gustav Fischer, Jena.

Pankow, H.; Kell, V.; Martens, B. (1976):

Algenflora der Ostsee, II. Plankton. VEB Gustav Fischer Verlag Jena, 493 pp.

Pankow, H.; Kell, W.; Wasmund, N. and Zander B. (1990):

Algenflora der Ostsee. G. Fischer, Jena. 648 pp.

Schubert, R.; Handke, H. H.; Pankow, H. (1983):

Exkursionsflora für die Gebiete der DDR und der BRD, Band 1: Niedere Pflanzen – Grundband. Volk und Wissen Volkseigener Verlag, Berlin, 811 pp.

Searles, J. R. (1998):

NEAS keys to the benthic marine algae of the northeastern coast of North America from Long Island Sound to the Strait of Belle Isle. Northeast Algal Society, Dartmouth, Massachusetts, 163 pp.

South, G. R.; Tittley, I. (1986):

A checklist and distributional index of the benthic marine algae of the North Atlantic Ocean.

Huntsman Marine Laboratory and British Museum (Natural History), St. Andrews and London, 76 pp.

Stegenga, H.; Mol, I. (1983):

Flora van de Nederlandse Zeewieren. Koninklijke Nederlandse Natuurhistorische Vereniging, Amsterdam, 263 pp.

Rueness, J. (1977):

Norsk Algeflora. Universitetsforlaget, Oslo. 266 pp.

6.2 Verzeichnis der in den einzelnen Abschnitten zitierten Literatur

Zu Abschnitt 2:

Duphorn, K.; Kliewe, H.; Niedermeyer, R.-O.; Janke, W. and Werner, F. (1995):

Die deutsche Ostseeküste. Sammlung geologischer Führer 88.- Gebr. Borntraeger Berlin, Stuttgart, 281 pp.

Meyer, Th.; Fürhapter, K.; Reincke, T. and Böttger, Th. (1999):

Biologisches Monitoring in den geschützten Gebieten der Ostsee: Geltinger Birk/Kalkgrund und Oehe-Schleimünde. LANU-Schleswig-Holstein. Kiel-Flintbek.

Zu Abschnitt 3.1.1:

<http://www.bgbm.fu-berlin.de/iapt/nomenclature/code/default.htm>

Zu Abschnitt 3.2.1:

Christensen, T. (1966):

Systematisk botanik, alger. In: Botanik (Böcher, T. W.; Lange, M. and T. Sørensen, eds) Botanik II (2): 1 - 180.

Hoek, C. van de; Mann, D. G.; Jahns, H. M. (1995):

Algae – an introduction to phycology. Cambridge University Press, Cambridge. 623 pp.

Kylin, H. (1933):

Über die Entwicklungsgeschichte der Phaeophyceen. Lunds Universitets Årsskrift 29: 1 - 102.

Pedersen, P.M. (1977):

Polytretus reinboldii, a rare brown alga in culture (Ectocarpales, Sorocarpaceae fam. nov.). Botaniska Notiser 130: 35 - 40.

Pedersen, P.M. (1984):

Studies on primitive brown algae (Fucophyceae). Opera Botanica 74: 1 - 76.

Siemer, B. L.; Stam, W. T.; Olsen J. L. and Pedersen, P. M. (1998):

Phylogenetic relationships of the brown algal order Ectocarpales, Chordariales, Dictyosiphonales, and Tilopteridales (Phaeophyceae) based on RUBISCO large subunit and spacer sequences. J. Phycol. 34: 1038 - 1048.

Zu Abschnitt 3.3.1:**Bliding, C. (1963):**

A critical survey of European taxa in Ulvales. Part 1. *Capsosiphon, Percursaria, Blidingia*. Opera Botanica: 8(3), 155 pp.

Bliding, C. (1968):

A critical survey of the European taxa in Ulvales Part II. *Ulva, Ulvaria, Monostroma, Kornmannia*. Botaniska Notiser 121(3): 535 - 629.

Blomster, J.; Maggs, C. A.; Stenhope, M. J. (1998):

Molecular and morphological analysis of *Enteromorpha intestinalis* and *E. compressa* (Chlorophyta) in the British Isles. J. Phycol. 34: 319 - 340.

Christensen, T. (1994):

Algae – a taxonomic survey. Odense, Denmark.

Graham, L.; Wilcox, L. W. (2000):

Algae. Prentice Hall, U.S.A.

Hoek, C. van den (1963):

Revision of the European species of *Cladophora*. Leiden.

Hoek, C. van den; Mann D. G.; Jahns, H. M. (1995):

Algae – an introduction to phycology. Cambridge.

Koeman, R. 1985:

The taxonomy of *Ulva* Linnaeus, 1753, and *Enteromorpha* Link, 1820, (Chlorophyceae) in the Netherlands. Groningen, 201 pp.

Køie, M.; Kristiansen, Aa.; Weitemeyer, S.. (2001):

Der große Kosmos Strandführer: Tiere und Pflanzen in Nord-und Ostsee. 350 pp.

Krause, W. (1997):

Charales (Charophyceae) in Ettl, H., Gärtner, G., Heynig, H., Mollenhauer, D. (eds): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Band 18.

Moore, J. A. (1986)

Charophytes of Great Britain and Ireland. Botanical Society of the British Isles, Handbook no. 5, London.

Larsen, J. (1981):

Crossing experiments with *Enteromorpha intestinalis* and *E. compressa* from different European localities. Nord. J. Bot. 1: 128 - 136.

Nielsen, R. (1999):

Danske Havalger 2, Miljø-og Energiministeriet/Skov- og Naturstyrelsen. København. 51 pp.

Nielsen, R.; Kristiansen, Aa.; Mathiesen, L. and Mathiesen, H. (1995, eds.):

Distributional index of the benthic macroalgae of the Baltic Sea area. – Acta Botanica Fennica 155 :1 - 51. Helsinki, Finland.

Rueness, J. (1977):

Norsk Algeflora. Oslo, Norge.

Söderström, J. (1963):

Studies in *Cladophora*. Göteborg.

Wærn, M. (1952):

Rocky-shore algae in the Öregrund archipelago. Acta phytogeographica suecica 30. Uppsala, 298 pp.

Zu Abschnitt 3.4.1:**Adey, W.; Athanasiadis, A.; Lebednik, P. (2001):**

Re-instatement of Leptophytum and its type Leptophytum laeve with a discussion of the genera Leptophytum and Phymatolithon (Corallinales, Rhodophyta). - Eur. J. Phycology 36: 191 - 203

Athanasiadis, A. (1996a):

Morphology and Classification of the Ceramioideae (Rhodophyta) based on Phylogenetic Principles.- Opera Botanica 128: 1 - 216.

Athanasiadis, A. (1996b):

Taxonomisk litteratur och biogeografi av skandinaviska rödalger och brunalger. [A Bibliography and Biogeography of Scandinavian Rhodophyta and Phaeophyta]. - Algologia, Göteborg, 280 pp.

Athanasiadis, A. (1999):

Mesophyllum macedonis nov. sp. (Rhodophyta, Corallinales), a putative Tethyan relic in the North Aegean Sea. - Eur. J. Phycology 34: 239 - 252.

Athanasiadis, A. (2001):

Lectotypification of Lithophyllum arcticum Kjellman (Corallinales, Rhodophyta) and a study of its relationships within the Melobesioideae. - Nordic J. Bot. 21: 93 - 112.

Choi, H.-G.; Kraft, G. T.; Saunders, G. W. (2000):

Nuclear small-subunit rDNA sequences from Ballia spp. (Rhodophyta): proposal of the Balliales ord. nov., Balliaceae fam. nov., Ballia nana sp. nov. and Inkyuleea gen. nov. (Ceramiales). - Phycologia 39: 272 - 287.

Kylin, H. (1956):

Die Gattungen der Rhodophyceen. - CWK Gleerups, Lund, 673 pp.

Oltmanns, F. (1904):

Morphologie und Biologie der Algen. Erster Band. – Jena, 733 pp.

Pueschel, C. M. (1990):

Cell structure. - In: Cole, K. M. and Sheath, R. G. (eds), Biology of the red algae. Cambridge Univ. Press, 7 - 41.

Schmitz, F.; Hauptfleisch, P. (1896):

Rhodophyceae. - In: Engler, A. and Prantl, K. (eds), Die natürlichen Pflanzenfamilien, I. Teil, Abt. 2. Leipzig, 298 - 306.

Zu Abschnitt 3.5.1:**Køie, M.; Kristiansen, Aa.; Weitemeyer, S.. (2001):**

Der große Kosmos Strandführer: Tiere und Pflanzen in Nord-und Ostsee. 350 pp.

Ministry for Environmental Protection (1990):

Danske vandplanter, Miljønyt nr. 2. (Strandgade 29, 1401 Copenhagen K), 192 pp.

Luther, H. (1947):

Morphologische und systematische Beobachtungen an Wasser-phanerogamen. Acta Botanica Fennica 40: 1 - 28. Helsinki.

Luther, H. (1951a):

Verbreitung und Ökologie der Höheren Wasserpflanzen im Brackwasser der Ekenäs-Gegend in Südfinnland, I. Acta Botanica Fennica 49, Societas pro Fauna et Flora Fennica. Helsinki.

Luther, H. (1951):

Verbreitung und Ökologie der Höheren Wasserpflanzen im Brackwasser der Ekenäs-Gegend in Südfinnland, II. Acta Botanica Fennica 50, Societas pro Fauna et Flora Fennica. Helsinki.

Zu Abschnitt 4.1:**Bäck, S.; Krause-Jensen, D.; Kangas, P.; Reitalu, T; Kautsky, H.; Mäkinen, A.; Krzyminski, K.; Meyer, Th. and Petrovics, N. (1999):**

HELCOM COMBINE Manual: Annex C-9 – Guidelines for monitoring of phytobenthic plant and animal communities in the Baltic Sea.
http://www.helcom.fi/combine_manual/c.html

Braun-Blanquet, J. (1964):

Pflanzensoziologie. 3. Auflage, Wien, 865 pp.

HELCOM 14/18, Paragraph 5.27 (1992) und BMP-WS 2/96:

<http://www.helcom.fi>

Meyer, Th. (1996):

Abschlußbericht zum Monitoring der Lebensgemeinschaften im flachen Sublitoral der Ostseeküste Schleswig-Holsteins (1996). LANU-Schleswig-Holstein. Kiel-Flintbek. 89 pp.

Meyer, Th. (1997):

Der Makrophytenbestand der Ostseeküste Mecklenburg-Vorpommerns. Umweltforschungsplan des BMU. Forschungsbericht 102 04 259. 282 pp.

Meyer, Th.; Fürhaupter, K.; Reincke, T. (2000):

Monitoring der Lebensgemeinschaften im flachen Sublitoral der Ostseeküste Schleswig-Holsteins (2000). Abschlußbericht für LANU- Schleswig-Holstein. Kiel-Flintbek. 225 pp.

Meyer, Th.; K. Fürhaupter (2000):

BENTHOS (2000). Bestandsaufnahme und Monitoring benthischer Lebensgemeinschaften des Sublitorals vor der Außenküste Mecklenburg-Vorpommerns. Teilvorhaben: Monitoring Makrophytobenthos. Abschlußbericht für LAUN-Stralsund. 70 pp.

Zu Abschnitt 4.2:***Krause-Jensen, D.; Middelboe, A. L.; Larsen, S. E. and Laursen, J.S. (2001)***

Estimating species richness and abundance of macroalgal communities – a test of methods and sampling strategy. Marine Ecology Progress Series (in press).

Zu Abschnitt 4.3:***Second OSPAR/ICES/EEA Workshop on Marine Habitat Classification (2000)***

Southampton 18. – 22. Sept. 2000.

Bartsch, I.; Kuhlenkamp, R. (2000):

The marine macroalgae of Helgoland (North Sea): an annotated list of records between 1845 and 1999. Helgoland Mar. Res. 54: 160 - 189.

Bartsch, I.; Tittley, I. (in Vorber.):

The littoral rocky shore biotopes of Helgoland.

Connor, D. W.; Brazier, D. P.; Hill, T. O. and Northen, K. O. (1997):

Marine biotope classification for Britain and Ireland. Marine Nature Conservation Review, Volume 1. Littoral biotopes. Version 97.06. JNCC Report No. 229.

Connor, D. W.; Dalkin, M. J.; Hill, T. O.; Holt R.H.F. and Sanderson, W. G. (1997):

Marine Nature Conservation Review: marine biotope classification for Britain and Ireland. Volume 2. Sublittoral biotopes. Version 97.06. JNCC Report No. 230.

Den Hartog, C. (1959):

The epilithic marine algal communities of the Netherlands coast. Wentia 1: 1 - 241.

Devillers, P.; Devillers-Terschuren, J. (1996):

A classification of Palaearctic habitats. Council of Europe, Strasbourg: Nature and environment No. 78.

Hiscock K. (ed.) (1996):

Coasts and seas of the United Kingdom – Marine Nature Conservation Review: rationale and methods. Joint Nature Conservation Committee, Peterborough.

Kornmann, P.; Sahling, P.-H. (1994):

Meeresalgen von Helgoland: Zweite Ergänzung. Helgoländer Meeresunters. 48: 365 - 406.

Nienburg, W. (1925):

Die Besiedelung des Felsstrandes und der Klippen von Helgoland. Teil II. Die Algen. Wiss. Meeresunters. Abt. Helgoland 15: 1 - 15.

Pratje, O. (1948):

Die Stadien der Entwicklung der Insel Helgoland. Erdkunde 2: 322 - 330.

Pratje, O. (1952):

Aufbau und Werden der Insel Helgoland. In: Packvoß, J. und Rickmers, P. (eds.) - Helgoland ruft. Ludwig Schultheis Verlag, Hamburg, 20 - 30.

Schmidt, O. C. (1928):

Die Algenvegetation. In: Karsten, G. (ed.) - Vegetationsbilder. Fischer, Jena 19(5), Tafel 25 - 30.

Tittley, I.; Spurrier, C. J. H.; Chimonides, P. J.; George, J. D.; Moore, J. A.; Evans, N. J. and Muir, A. I. (1998):

Survey of chalk cave, cliff, intertidal and subtidal reef biotopes in the Thanet coast cSAC. The Natural History Museum, London.

Tittley, I.; Neto, A. I. (2000):

A provisional classification of algal-characterised rocky shore biotopes in the Azores. Hydrobiologia 440: 19 - 25.

<http://mrw.wallonie.be/dgrne/sibw/eunis/home.html>

<http://www.marlin.ac.uk>

Zu Abschnitt 4.4:***Richtlinie 2000/60/EG:***

des Europäischen Parlaments und des Rates vom 23. Oktober 2000 zur Schaffung eines Ordnungsrahmens für Maßnahmen der Gemeinschaft im Bereich Wasserpolitik. Amtsblatt der Europäischen Gemeinschaften L 327/21 vom 22.12.2000.

Zu Abschnitt 4.5.2:***Reinke, J. (1889):***

Algenflora der westlichen Ostsee deutschen Anteils. VI. Ber. Komm. wiss. Unters. Dtsch. Meere in Kiel Jg. 17 - 21. 1. Heft: 1 - 101.

Eutrophication of coastal waters:

Coastal Water Quality Management in the country of Funen, Denmark, 1976 - 1990; Legislation – Nutrient loads and eutrophication effects – causes and trends; Funen County Council, Department of Technology and Environment, Oerbackvej 100, DK-5220 Odense SO; ISBN 87-7343-081-1.

7 Anhang

7.1 Während des Workshops präsentierte Poster

Abbildung 54: Makroalgen im Sylter Wattenmeer von E. Herre, BAH

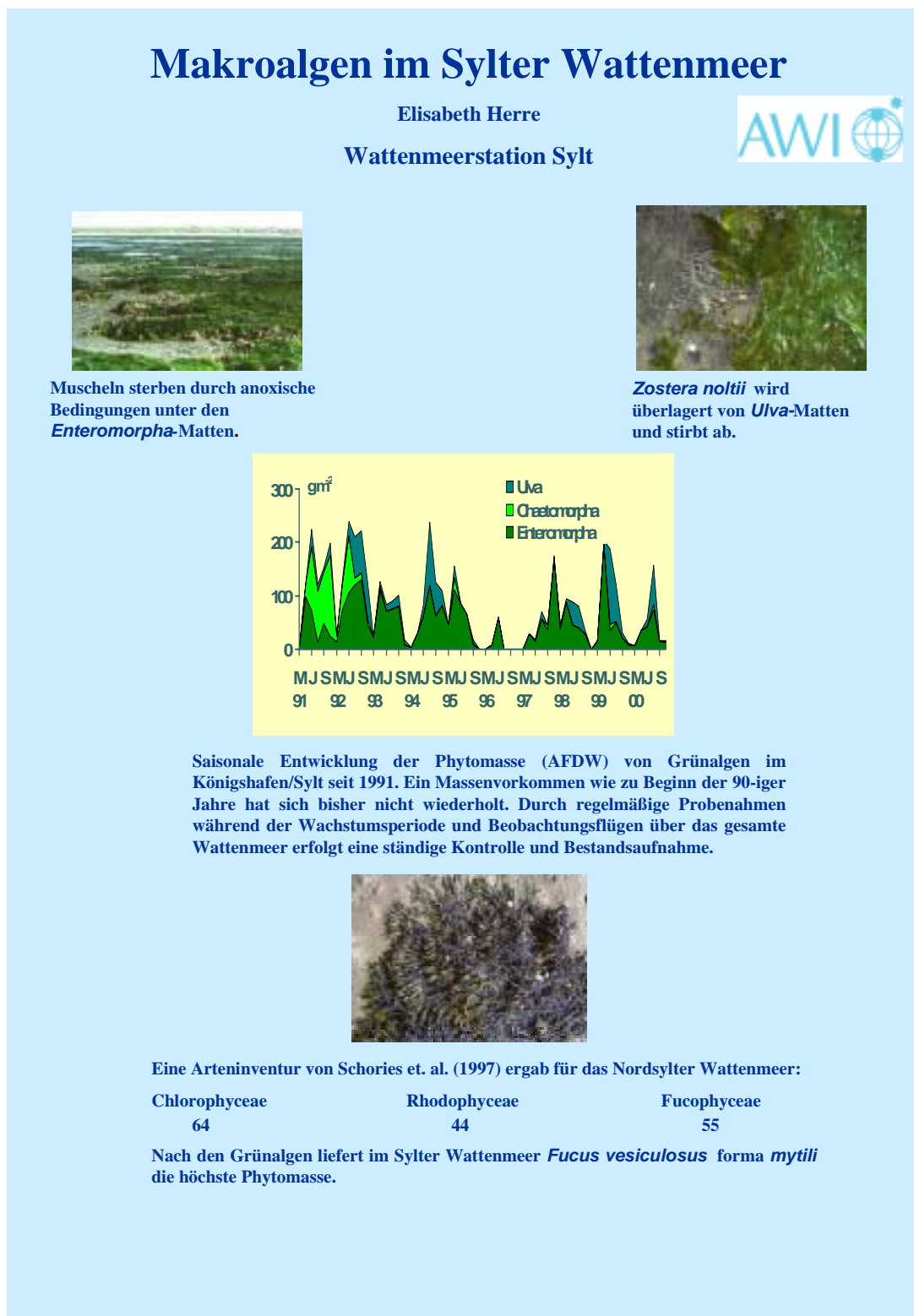


Abbildung 55: Biologisches Monitoring von K. Fürhaupter, MARILIM

Biologisches Monitoring

Gefährdungen

Seit den 80er Jahren kam es zu deutlichen Veränderungen im Lebensraum Ostsee. In Tiefen ab 12 m gingen die Bestände mehrjähriger Makrophytengemeinschaften (z.B. Rotalgen- und Laminarienvorkommen) zurück. Im Flachwasser kam es dagegen zur explosionsartigen Vermehrung einjähriger fädiger Algen, die Seegraswiesen und Blasentangbestände nahezu vollständig überwucherten.

Die mehrjährigen Pflanzengemeinschaften sind wichtige Lebensräume für zahlreiche wirbellose Tierarten und Laichplatz bzw. Aufzuchtgebiet vieler Fische. Die Vegetation bildet außerdem eine natürliche Form des Küstenschutzes, indem sie die Brandungsenergie herabsetzt und die Abtragung von Sedimenten verringert oder sogar ganz verhindert. Der Rückgang der Pflanzen führt nicht nur zu Veränderungen in der Tierwelt, sondern kann gegebenenfalls ausgleichende Küstenschutzmaßnahmen notwendig machen.

Die Gründe für den Wandel der Vegetationsstruktur werden in der starken Überdüngung der Ostsee vermutet. Durch Zunahme der Planktonproduktion wird das Wasser trüber, so daß den Algen nicht mehr genügend Licht für die Photosynthese zur Verfügung steht. Außerdem sind die schnellwüchsigen fädigen Algen bei erhöhter Nährstoff-Fracht gegenüber den mehrjährigen Arten im Vorteil.



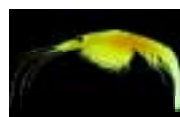
Starker Bewuchs fädiger einjähriger Algen.



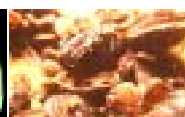
Seegraswiese mit Zuckertang (links), Miesmuscheln und Seesternen.



Veränderungen der Küstenprofils durch den Wegfall einer Seegraswiese. Das flache Küstenprofil (oben) erfährt durch die Abtragung der Feinsedimente eine Verteilung (unten). Nur größere Steine bleiben zurück



Schwabegarnelle.



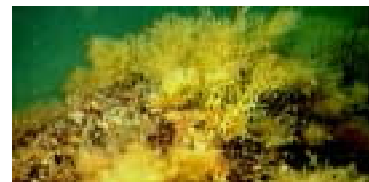
Miesmuscheln.

Ziele des Monitorings

Eine flächendeckende Untersuchung der Bodenvegetation und -fauna der deutschen Ostseeküste lag aus der jüngeren Vergangenheit nicht vor. Ohne solche Daten können keine gesicherten Aussagen über die Ursachen der Veränderungen gemacht werden. Deshalb wurde 1993 in Schleswig-Holstein vom damaligen Landesamt für Wasserhaushalt und Küsten (heute LANU) und 1995 in Mecklenburg-Vorpommern von LAUN und UBA ein Forschungs- und Entwicklungsvorhaben initiiert. Ziel war in beiden Projekten eine Erfassung der Makrophyten- und Makrozoobenthosbestände des Flachwassers. Weiterhin wurden Dauertransekte festgelegt, an denen seither jährlich Proben genommen werden, um Bestandsschwankungen und Verschiebungen im Artgefüge zu ermitteln.

Durch die Auswertung dieser biologischen Langzeitdaten in Kombination mit chemischen und physikalischen Parametern anderer Projekte läßt sich feststellen, ob die Veränderungen auf menschliche Einflüsse zurückzuführen sind. In einem solchen Fall können von den Landesämtern/Ministerien Maßnahmen ergriffen werden, die eine Erholung der Lebensgemeinschaften sicherstellen.

Die zum Teil von MARILIM entwickelten und eingesetzten Methoden wurden als Beitrag von deutscher Seite in das "coastal monitoring programme" bei HELCOM und als Vorschlag für Benthosmonitoring (Hartboden) bei ICES eingebracht.



Miesmuscheln mit mehrjährigen Algen.



Abbildung 56: Meeresschutzgebiete, von K. Fürhaupter, MARILIM

Meeresschutzgebiete

Geschütztes Meer - kein neuer Gedanke

1970 wurde mit dem Bayrischen Wald der erste deutsche Nationalpark gegründet. Seither erfolgte die Einrichtung von 13 weiteren Gebieten innerhalb Deutschlands. Die Wattenmeer-Nationalparks (Niedersächsisches, Schleswig-Holsteinisches und Hamburgisches Wattenmeer) und Mecklenburg-Vorpommersche Boddenlandschaft besitzen als einzige neben terrestrischen Gebieten auch Meeresbereiche innerhalb ihrer Schutz-zonen.



Verschiedene Tiefen, verschiedene Lebensräume: Algen im tieferen Wasser (o.l. und o.r.) driften oft als Büschel umher. Das Seegras steht mal dicht und hoch und wird von Kleinfischen umschwärmt (o.m.), mal ist es von Algen überwuchert (u.r.).

Meeresschutzgebiete der Ostsee

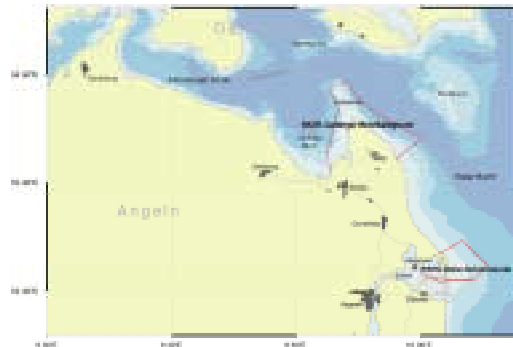
An der Schleswig-Holsteinischen Ostseeküste sind die Flächen um die Geltinger Birk und Oehe-Schleimünde als Meeresschutzgebiete vorgesehen. Für beide Bereiche wurden bereits Managementkonzepte erstellt, die zum einen die ökologische Bedeutung der Gebiete herausstellen und zum anderen deren Sensitivitätsbereiche gegenüber menschlichen Aktivitäten aufzeigen (Krost et al. 1997).

Um diese sensitiven und ökologisch wichtigen Bereiche zu erhalten und zu schützen, müssen Fauna und Flora erfaßt werden. Nur durch die kontinuierliche Erfassung des Lebensraumes kann die ökologische Entwicklung verfolgt und bewertet sowie Schutzmaßnahmen gezielt durchgeführt werden.

Rahmenbedingungen

1990 einigten sich die Regierungen der Ostsee-Anrainerstaaten auf eine Erklärung zum Schutz der Ostsee, die auch die Einrichtung von Meeresschutzgebieten in der Ostsee (Baltic Sea Protected Area = BSPA) beinhaltet. Die Ausweisung solcher Meeresschutzgebiete ist schwieriger als an Land:

- schwierige Grenzziehung durch starke Variabilität des Wasserkörpers
- Fischgründe, deren Befischung schwer zu überwachen ist
- Küstenbereiche sind potentiell von Umweltkatastrophen bedroht
- durch Freizeitaktivitäten werden unberührte Küstenbereiche immer seltener



Übersichtskarte mit den Grenzen (rot) der BSPAs Geltinger/Birk und Oehe-Schleimünde.



Tiere in ihrem Lebensraum: Strandkrabbe (o.l.) auf Nahrungssuche, Miesmuscheln auf dem Sediment (u.l.), Seesterne auf feinsandigem Grund mit Infauna (u.r.), zum Beispiel Islandmuscheln (u.m.).



Ergebnisse des Monitorings

Die Gebiete unterliegen starken lokalen und zeitlichen Schwankungen, abhängig vom Wetter und der Einstromlage in der Ostsee. So unterscheidet sich z.B. die Zusammensetzung und Menge der Algen zwischen warmen und kühlen Sommern erheblich. Die Seegraswiesen entwickelten sich 1999 gut, das Rotalgenphytal war vielfältig. Es wurden 130 Tier- und 22 Pflanzenarten gefunden (Meyer et al. 1999).

7.2 Bestimmungsschlüssel für Makrophyten der Ostseeküsten Schleswig-Holsteins und Mecklenburg-Vorpommerns von S. Heesch

Dieser Schlüssel wurde von S. Heesch, MARILIM, Kiel, als Arbeitsgrundlage für die praktischen Anforderungen des Makrophyten-Monitorings in der Ostsee erarbeitet. Er bietet eine gute Grundlage für einen ersten Einstieg in die Bestimmung der wichtigsten Makrophyten-Arten, entbindet aber nicht von der Notwendigkeit Originalliteratur hinzuzuziehen. Arbeitsgrundlage für diesen Schlüssel war die am Schluß dieses Abschnittes aufgeführte Literatur. Hinweise und Verbesserungsvorschläge zu diesem Schlüssel sind jederzeit willkommen.

Die im Schlüssel aufgeführten Arten wurden (nach Nielsen et al. 1995) wie folgt gekennzeichnet:

- Arten, die nur in der Literatur vor 1970 erwähnt sind und /oder nur als Drift gefunden wurden, sind mit einem * gekennzeichnet
Bsp.: **Palmaria palmata*
- Arten die nur in angrenzenden Gebieten vorkommen, wurden in Klammern gesetzt
Bsp.: (*Polysiphonia nigra*)

Für Abbildungsverweise wurden folgende Abkürzungen verwendet:

- **P** = Pankow 1990
- **K&S** = Kornmann & Sahling 1983
- **M&H** = Maggs & Hommersand 1993
- **D&I** = Dixon & Irvine 1977
- **R** = Rothmaler 1991

7.2.1 Schlüssel zu den Hauptgruppen

A	Höhere Pflanze	Schlüssel 1
A*	Alge	B
B	Braunalge	Schlüssel 2
B*	Grünalge	Schlüssel 3
B**	Rotalge	Schlüssel 4
B***	Watten aus leicht zerreibaren, braun-grauen Fäden oder hellbraune, teppichartige Fransen auf <i>Zostera</i> -Blättern	Schlauchdiatomeen

7.2.2 Schlüssel 1: Höhere Pflanzen

nach ROTHMALER 1990, Tabelle VIII: Tauch- und Schwimmpflanzen

- 1** Pflanze blattlos; Stengel mit quirligen Ästen, oft rau, spröde, leicht brechend; blütenlos, an den Astgliedern zuweilen mohnkorngroße Geschlechtsorgane (Abb.: **P** S. 418) Characeae – Armleuchteralgen, **Schlüssel 3a**
- 1*** Gefäßpflanze mit Blättern. **2**
- 2** Blatt mit scheidigem Grund oder in der Achsel mit großem scheidigem Nebenblatt oder mit röhriger Tute. **3**
- 2*** (Blatt sitzend oder kurz gestielt, ohne Scheide oder Tute, höchstens mit winzigem Nebenblatt, gegenständig oder quirlig. siehe ROTHMALER 1990, S. 92ff
- 3** Blattspreite am Grunde der Scheide (achselständiges Nebenblatt oder Tute)abgehend. . . **4**
- 3*** Blattspreite am oberen Ende der Scheide (scheidiger Blattgrund) abgehend **5**
- 4** Blatt ohne Mittelrippe, mit röhriger, dem Stengel eng anliegender Tute. Blüte zu 1-2 achselständig untergetaucht
 *Zannichellia palustris* L.- Sumpfteichfaden (Abb. **R**, S. 593)
 Blätter fadenförmig, 2zeilig oder fast gegenständig, mit Tute oder offener Nebenblattscheide. Pflanze einhäusig, männliche Blüten ohne Blütenhülle, mit 1-3 Staubblättern; weibliche Blüten mit bis zu 8 Fruchtknoten (ssp. *polycarpa*, besonders Ostsee, GARCKE 1972). Frucht: Geschnäbelte Steinfrüchtchen.
- 4*** Blatt mit achselständigem, meist etwas abstehendem Nebenblatt. Blüten in auftauchenden Ähren oder Köpfchen *Potamogeton* sp.
 (für Artbestimmung siehe ROTHMALER 1990, S. 495 ff. oder HASLAM et al. 1975)
- 5** Blatt 5-11nervig, 3-9 mm breit oben abgerundet, Blattscheiden geschlossen, ohne Öhrchen, Stiel der Blütenscheide oberwärts verbreitert. Samen längsfurchig.
 *Zostera marina* L.- Echtes Seegras (Abb. **R**, S. 593)
- 5*** Blatt 1-3nervig, etwa 1 mm breit, oben ausgerandet. Blattscheiden oberwärts offen, mit 2 Öhrchen. Stiel der Blütenscheide nicht verbreitert. Samen ungefruchtet.
 *Zostera noltii* HORNEM.- Zwerg-Seegras (Abb. **R**, S. 593)
Zostera sp.: Blatt linealisch, am Grunde scheidig. Blüte wahrscheinlich zwittrig (je ein Staub- und ein Fruchtblatt zu einer Blüte gehörend), 2reihig angeordnet auf einer Seite einer flachgedrückten Ährenachse, zur Blütezeit in eine Blütenscheide eingeschlossen. Frucht: zylindrische Nuss, durch 2spaltigen Griffel geschnäbelt.

7.2.3 Schlüssel 2: Braunalgen

7.2.3.1 Hauptschlüssel Braunalgen

nach Pankow 1990

- | | | |
|----|---|---|
| 1 | Thallus krusten-, scheiben- oder polsterförmig (siehe unten stehende Liste der vorkommenden Arten). | für die Bestimmung siehe PANKOW 1990 |
| 1* | Thallus anders gebaut. | 2 |
| 2 | Thallus ein derber Tang, flächig, mit oder ohne Mittelrippe | Schlüssel 2a: Tange |
| 2* | Thallus anders gebaut. | 3 |
| 3 | Thallus dicht büschelförmig, von einem basalen Zellhaufen gehen unverzweigte (oder nur an der Basis verzweigte), dicht gedrängte Assimilationsfäden aus | 4 |
| 3* | Thallus anders gebaut. | 7 |
| 4 | Assimilationsfäden mehrreihig | * <i>Giraudia sphacelarioides</i> Derbès & Solier in Castagne |
| 4* | Assimilationsfäden einreihig. | 5 |
| 5 | Plurilokuläre Sporangien fehlend oder überall an den Fäden auftretend, epiphytisch | <i>Elachista sp.</i> |
| | (mit <i>E. fucicola</i> (Velley) Aresch., insbesondere auf <i>Fucus</i> sp.; * <i>E. stellaris</i> Aresch.; siehe PANKOW 1990) | |
| 5* | Plurilokuläre Sporangien nur an den mittleren und oberen Abschnitten der Fäden, nicht an der Basis auftretend | 6 |
| 6 | Thallus 2-5 mm hoch, auf Steinen, Muschelschalen und epiphytisch auf Algen | <i>Leptonematella fasciculata</i> (Reinke) P. C. Silva |
| 6* | Thallus 5-20 mm hoch, auf <i>Zostera</i> | <i>Halothrix lumbricalis</i> (Kütz.) Reinke |
| 7 | Thallus bis 1 mm hoch, in oder auf der Unterlage kriechend. | 8 |
| 7* | Thallus höher als 1 mm. | 11 |
| 8 | Thallus ganz oder zum Teil endophytisch. | Schlüssel 2b: Endophytische Braunalgen |
| 8* | Thallus auf der Unterlage kriechend. | 9 |
| 9 | nur kriechende Fäden vorhanden. | <i>Phaeostroma pustulosum</i> Kuck. in Reinbold |
| 9* | kriechend und aufrechte Fäden vorhanden. | 10 |

- 10** plurilokuläre Sporangien zweifächerig, epilithisch. *Pilinia rimosa* Kütz.
- 10*** plurilokuläre Sporangien 4-5fächerig, epiphytisch. **Myriotrichia clavaeformis* Harv.
- 11** aus ein- oder mehrreihigen Fäden aufgebaut. **12**
- 11*** Thallus anders gebaut: mit großzelligem Innen- und kleinzelligem Rindengewebe, verzweigt oder unverzweigt, stielrund oder abgeflacht. **18**
- 12** Fäden einreihig **13**
- 12*** Fäden wenigstens zum Teil mehrreihig **17**
- 13** Sporangien interkalar, gegenständige Verzweigungen kommen vor.
. *Pilayella littoralis* (L.) Kjellm.
- 13*** Sporangien endständig, nicht in Ketten **14**
- 14** echte Haare vorhanden; Chloroplast discoid, plurilokuläre Sporangien traubenförmig angeordnet. **Botrytella micromora* Bory
- 14*** echte Haare fehlen. **15**
- 15** Thallus aus seilartig verdrehten Fäden, Chloroplasten bandförmig, nicht schraubig gedreht. *Spongonema tomentosum* (Huds.) Kütz
- 15*** Thallus aus verzweigten, nur wenig zusammengedrehten Fäden bestehend **16**
- 16** Chloroplast bandförmig, schraubig gedreht. *Ectocarpus sp.*
(mit *E. fasciculatus* Harv., *E. siliculosus* (Dillwyn) Lyngb.)
- 16*** Chloroplast discoid, mehrere pro Zelle *Hincksia sp.*
(mit **H. ovata* (Kjellm.) P. C. Silva, **H. sandriana* (Zanardini) P.C. Silva)
- 17** Fäden mehrreihig, mit deutlicher Apikalzelle. *Sphacelaria sp.*
(mit **S. arctica* Harv., **S. cirrosa* (Roth) C. Agardh, **S. nana* Nägeli ex Kütz., *S. plumosa* Lyngb., *S. radicans* (Dillwyn) C. Agardh;
Artenauftrennung nach PANKOW 1990, S. 466 f.)
- 17*** Fäden oben einreihig, unten mehrreihig, 5-10 cm hoch, epilithisch und – phytisch.
. **Haplospora globosa* Kjellm.
- 18** Thallus verzweigt. **19**
- 18*** Thallus unverzweigt. **31**
- 19** Thallusspitze in ein langes Haar auslaufend. **20**
- 19*** Thallusspitze anders aufgebaut. **21**

- 20 nur unilokuläre Sporangien, in Querreihen an den Ästchen stehend. **Striaria attenuata* (Grev.) Grev
 20* plurilokuläre Sporangien vorhanden, unilokuläre selten, in der Thallusoberfläche eingesenkt. *Stictyosiphon tortilis* (Rupr.) Reinke sensu Rosenv.
- 21 Thallusspitze mit quergeteilter Scheitelzelle, unilokuläre Sporangien im Rindengewebe eingesenkt, plurilokuläre Sporangien fehlen 22
- 21* Thallusspitze anders organisiert. 23
- 22 Thallus bis 0,5 mm breit, mehrfach verzweigt, Zweige an der Basis nicht verschmälert, im Herbst kaum Verzweigungen, ältere Thalli hohl. *Dictyosiphon foeniculaceus* (Huds.) Grev.
- 22* Thallus 1-3 mm breit, nur einfach verzweigt, Zweige an der Basis verschmälert. *Dictyosiphon chordaria* Aresch.
- 23 Assimilationsfäden 10-20zellig, Zellfäden lose miteinander verbunden 24
- 23* Assimilationsfäden 4-7zellig, die ganze Thallusoberfläche bekleidend; Thallus mit festem Aufbau. 25
- 24 Assimilationsfäden keulenförmig. **Mesogloia vermiculata* (J.E. Smith) Gray
- 24* Assimilationsfäden zylindrisch. *Eudesme virescens* (Carmich. Ex Harv in Hook.) J. Agardh
- 25 Thallus unregelmäßig verzweigt, Seitenzweige verlängert. *Chordaria flagelliformis* (O. F. Müller) C. Agardh
- 25* Thallus wiederholt gabelig verzweigt. 26
- 26 Thallus schleimig. 28
- 26* Thallus nicht schleimig, fest gebaut, mit kleinzelligem Rindergewebe, gibt Schwefelsäure ab => blassgrüne Farbe. 27
- 27 Thallus oben zusammengedrückt, bis 15 cm lang, Äste zweizeilig abwechseln gestellt. *Desmarestia aculeata* (L.) J. V. Lamour
- 27* Thallus stielrund, bis 45 cm lang, Äste zweizeilig gegenüberstehend. *Desmarestia viridis* (O. F. Müller) J. V. Lamour
- 28 Thallus stark schleimig. *Sphaerotrichia divaricata* (C. Agardh) Kylin
- 28* Thallus mäßig schleimig 29
- 29 Thallusspitzen mit je einem Zentralfaden **Spermatochnus paradoxus* (Roth) Kütz.
- 29* Thallusspitze mit je 4-6 Zentralfäden. 30

- 30** Paraphysen in Gruppen an der Thallusoberfläche. ***Stilophora* sp.**
(mit *S. rhizoides* (Turner) J. Agardh, **S. tuberculosa* (Hornem.) Reinke)
- 30*** Paraphysen gleichmäßig über die Thallusoberfläche verteilt **Halorhiza vaga* Kütz.
- 31** Thallus abgeflacht, bandartig **32**
- 31*** Thallus drehrund. **33**
- 32** Oberfläche glatt, kleinzellige Rinde. ***Petalonia fascia*** (O. F. Müller) Kuntze
- 32*** Oberfläche mit kleinen Büscheln von Haaren besetzt und deshalb punktiert erscheinend, Zellen im Querschnitt ziemlich einheitlich groß ***Punctaria* sp.**
(mit **P. plataginea* (Roth) Grev., *P. tenuissima* (J. Agardh) Grev.)
- 33** Thallusoberfläche mit Gruppen von Sporangien und Paraphysen; Thallus bis 20 cm lang, hohl bis aufgeblasen. **Asperococcus fistulosus* (Huds.) Hook.
- 33*** Thallusoberfläche mit Sporangien und Paraphysen dicht bedeckt. **34**
- 34** Thallus bis 30 cm lang, hohl, manchmal gliederartig eingeschnürt, mit plurilokulären Sporangien. ***Scytosiphon lomentaria*** (Lyngb.) Link
- 34*** Thallus bis 3 m lang, mit unilokulären Sporangien; Paraphysen keulenförmig. **35**
- 35** jüngere Pflanzen mit Flaum farbloser Haare besetzt, sonst unbehaart; Assimilationszellen an der Spitze angeschwollen, oft mit Epiphyten ***Chorda filum*** (L.) Stackh.
- 35*** Thallus mit dichtem Pelz goldbrauner Haare besetzt; Assimilationszellen zylindrisch, stets epiphytenfrei. ***Halosiphon tomentosus*** (Lyngb.) Jaarsund

7.2.3.2 Schlüssel 2a: Tange

- 1** Thallus gabelig verzweigt, mit Mittelrippe, fertile Abschnitte an den Thallusenden in Form von Rezeptakeln. **2**
- 1*** Thallus nicht gabelig verzweigt, ohne Mittelrippe; in Rhizoid, Cauloid und Phylloid gegliedert, fertile Abschnitte auf dem Phylloid in Form von Sori **5**
- 2** gesägter Rand. ***Fucus serratus*** L.
- 2*** glatter Rand. **3**
- 3** Rezeptakeln von einem kleinen Flügelsaum umgeben, Thallus spiralig gedreht **Fucus spiralis* L.
- 3*** Rezeptakeln ohne Flügelsaum **4**

- 4 Mittelrippe reicht nicht bis in die Spitzen hinein, schmal wirkender Habitus. *Fucus evanescens* C. Agardh
- 4* Mittelrippe reicht bis in die Spitzen hinein, „Blasen“ sind deutlich getrennt *Fucus vesiculosus* L.
- 5 Phylloid ungeschlitzt *Laminaria saccharina* (L.) J. V. Lamour.
- 5* Phylloid geschlitzt. 6
- 6 Cauloid abgeflacht, rau; Grund des Phylloids „herzförmig“
 (*Laminaria hyperborea* (Gunnerus) Foslie)
- 6* Cauloid drehrund, glatt; Grund des Phylloids unmittelbar in Cauloid übergehend.
 *Laminaria digitata* (Huds.) J. V. Lamour

7.2.3.3 Schlüssel 2b: Endophytische Braunalgen

- 1 Thallus endophytisch in *Laminaria*-Arten. *Laminariocolax* sp.
 in *Laminaria saccharina*: *Laminariocolax aecidioides*
 in *Laminaria digitata*: *Laminariocolax tomentosoides*
- 1* Thallus in anderen Makrophyten lebend. 2
- 2 endophytisch in *Porphyra* lebend. *Mikrosyphar porphyrae* Kuck.
- 2* Thallus in anderen Makrophyten lebend. 3
- 3 endophytisch in Rot- und Braunalgen. *Streblonema* sp.
 (mit *S. effusum* Kylin, **S. oligosporum* Strömf. , **S. tenuissimum* Hauck,
 **S. volubile* Pringsh.)
- 3* endo- und epiphytisch auf *Zostera*, braune Flecken auf den Blättern bildend
 (*Mikrosyphar zosterae* Kuck.)

7.2.3.4 Weitere Braunalgen-Arten, die laut Nielsen et al. (1995) vorkommen können

Wenn nicht anders erwähnt, stammen die Angaben zur Morphologie aus PANKOW 1990

- **Chilionema* spp.
 krustenförmige Epiphyten mit **C. foecundum* (Strömf.) R. L. Fletcher, * *C. ocellatum* (Kütz.) Sauv., **C. reptans* (P. Crouan & H. Crouan) Sauv.)
- *Compsonema saxicola* (Kuck.) Kornmann in Kuck.
- **Hecatonema maculans* (Collins) Sauv.:
 Thallus aus Basalscheibe und aufrechten Fäden, bis 2 mm hoch; epilithisch oder epiphytisch

- *Leathesia difformis* (L.) Aresch.
Thallus gelb- bis olivbraun, gallertartig-fleischig, kugelig, anfangs solide und epiphytisch festsitzend, später hohl und freischwimmend
- *Microspongium* spp.
Polster aus Basalscheibe und mit Gallerte verbundenen aufrechten Fäden, epiphytisch (mit *M. gelatinosum* Reinke: auf *Fucus* spp., *M. globosum* Reinke: auf Algen und *Zostera*)
- *Myrionema* spp.
krustenförmige Epiphyten auf Algen und *Zostera* (mit **M. balticum* (Reinke) Foslie, *M. magnusii* (Sauv.) Loiseaux, **M. strangulans* Grev.)
- *Petroderma maculiforme* (Wollny) Kuck.
dunkelbraune bis rötliche Kruste, epilithisch
- **Pleurocladia lacustris* A. Braun
polsterförmig, endo- oder epiphytisch auf Algen
- **Porterinema fluviatile* (A. Porter) Waern
- *Protectocarpus speciosus* (Børg.) Kornm. In Kuck.
fleckenförmige Überzüge, auf Holz, Steinen, Muscheln oder epiphytisch
- *Pseudolithoderma* spp.:
schwarzbraune epilithische Krusten aus Basalscheibe und aufrechten Fäden (mit *P. extensum* (P. Crouan & H. Crouan) S. Lund, *P. rosenvingii* (Waern) S. Lund, *P. subextensum* (Waern) S. Lund)
- *Ralfsia verrucosa* (Aresch.) J. Agardh
braunrote Kruste, epilithisch (die ebenfalls vorkommende Art *Ralfsia lucida* S. Lund ist in der Bestimmungsliteratur nicht zu finden)
- *Strangularia clavata* (Harv. In Hook.) Hamel
braunrote Kruste, auf Steinen, Holz und alten *Zostera*-Blättern

7.2.4 Schlüssel 3: Grünalgen

7.2.4.1 Hauptschlüssel

(nach Pankow 1990)

1	Zellen einkernig	2
1*	Zellen mehrkernig, z. T. Thallus ohne Querwände	14
2	Zellen in einreihigen Fäden	3
2*	Zellen in mindestens teilweise mehrreihigen Fäden oder in ein- oder zweischichtigen Blättern oder Röhren.	4

3	Fäden verzweigt	Schlüssel 3b: Chaetophorales
3*	Fäden unverzweigt.....	23
4	Thallus blattförmig-einschichtig.....	5
4*	Thallus blattförmig-zweischichtig oder röhrig oder fädig.....	8
5	Thallus blättrig bis sackförmig, Chloroplast mit 1-2 (3) Pyrenoiden.....	6
5*	Thallus jung fadenförmig, später blättrig (keil-, fächer-, lanzett- oder herzförmig mit Stiel, Zellen in charakteristischen Areolen angeordnet (Abb. K&S , S. 83), Chloroplast sternförmig, mit 1 Pyrenoid.....	<i>Prasiola stipitata</i> Suhr in Jess.
6	Zellen in Gruppen zu 2 bis 4 angeordnet, umgeben von dicker Zellwand; 1, manchmal 2-3 Pyrenoide	<i>Gayralia oxysperma</i> (Kütz.) K. L. Vinogr.
6*	Zellen ungeordnet.....	7
7	ein Pyrenoid pro Zelle.....	<i>Ulvopsis grevillei</i> (Thur.) Gayral
7*	zwei Pyrenoiden pro Zelle.....	<i>Ulvaria fusca</i> (Postels & Rupr.) Rupr.
	(Status von <i>Monostroma balticum</i> (Aresch. Ex Wittr.) Wittr. nach Nielsen et al 1995 unklar; keine Beschreibung gefunden!)	
8	Thallus blättrig bis sackförmig, zuweilen fädig, dann aber röhrig.....	9
8*	Thallus aus 1-2-reihigen, zuweilen 3reihigen Fäden bestehend.....	<i>Percusaria percursa</i> (C. Agardh) Bory
9	Thallus zweischichtig, ohne hohle Ränder.....	10
9*	Thallus röhrig oder zweischichtig mit hohlen Rändern.....	11
10	Thallus eiförmig bis verlängert lanzettlich und gebogen.....	*<i>Ulva curvata</i> (Kütz.) De Toni
10*	Thallus rundlich, nicht gebogen.....	<i>Ulva lactuca</i> L.
11	Chromatophor wandständig	12
11*	Chromatophor zentral, sternförmig	13
12	Thallus unverzweigt und i. A. unter 0,5 mm breit, Zellen in deutlichen, mehr oder weniger stark gewundenen Längsreihen geordnet, oft zu 2 oder 4 in der Membran der Mutterzelle (Abb. K & S S. 61).....	<i>Capsosiphon fulvescens</i> (C. Agardt) Setch. & N. L. Gardner

- 12*** Thallus entweder unverzweigt und dann breiter als 0,5 mm oder verzweigt ***Enteromorpha sp.***

 (mit *E. ahleriana*, *E. clathrata*, *E. compressa*, *E. flexuosa*, *E. Intestinalis*,
 **E. jugoslavica* +?, *E. linza*, *E. prolifera*, **E. torta* L; Artbestimmung
 nach PANKOW 1990 S. 387 oder LARSEN 1987)
- 13** Zellen nicht deutlich geordnet..... ***Blidingia minima*** (Nägeli ex Kütz.) Kylin
- 13*** Zellen in Längs-, zuweilen auch in Querreihen. ***Blidingia marginata*** (J. Agardh) P. J. L. Dang.

- 14** Thallus ohne Querwände **15**
- 14*** Thallus mit Querwänden. **16**
- 15** Zellen durch inhaltsgefüllte Ausläufer verbunden ***Blastophysa rhizopus*** Reinke
- 15*** Zellen nicht durch inhaltsgefüllte Ausläufer verbunden; Verzweigungen von einer Haupt-
 achse abgehend => fiedriger Thallusaufbau
 ***Bryopsis plumosa*** (Huds.) C. Agardh
- 16** Fäden unverzweigt..... **17**
- 16*** Fäden verzweigt..... **20**
- 17** Fäden festgeheftet mit Rhizoiden, Chloroplast eine perforierte Platte mit mehreren bis
 vielen Pyrenoiden ***Urospora sp.***
 (mit *U. penicilliformis* (Roth) Aresch., *U. wormskioldii* (Mert. In
 Hornem.) Rosenv.; Abb. **K & S**, S. 23)
- 17*** Fäden festgeheftet mit Haftscheibe oder freischwimmend; Chloroplast netzförmig, mit
 vielen Pyrenoiden. **18**
- 18** Fäden an den Querwänden deutlich eingeschnürt, daher perlschnurartig gebaut
 ***Chaetomorpha aerea*** (Gooden. Ex Dillwyn) Kütz.
- 18*** Fäden an den Querwänden weniger deutlich eingeschnürt. **19**
- 19** Zellen tonnenförmig, 2-3 so lang wie breit, Basalzelle bis 3 mm lang, daran
 anschließende Zellen 8-14 mal so lang wie breit.
 ***Chaetomorpha melagonium*** (F. Weber & D. Mohr) Kütz
- 19*** Fäden in genetisch zusammengehörige, durch deutliche Einschnürungen an den Quer-
 wänden gekennzeichnete Abschnitte kettenartig gegliedert, Zellen 1-2 mal so lang wie
 breit, Basalzelle etwa 1 mm lang, daran anschließende Zellen 1-4 mal so lang wie breit. . .
 ***Chaetomorpha linum*** (O. F. Müller) Kütz.
 (**Chaetomorpha mediterranea*: Fäden nicht angeheftet, konstante Zell-
 breite entlang des Fadens)

- 20** Fäden wenig verzweigt, nur mit kurzen Seitenästen ***Rhizoclonium sp.***
(mit *R. implexum* (Dillw.) Kütz. Und *R. riparium* (Roth) Harvey; nach PANKOW 1990 *R. implexum* Synonym für *R. riparium*)
- 20*** Fäden stark verzweigt. **21**
- 21** Zellen an den Querwänden mehr oder weniger stark eingeschnürt, geschichtete Membranen, Filamentdurchmesser nach oben abnehmend, Sporangium mit Pore ohne Deckel ***Cladophora sp.***
(mit *C. albida* (Nees) Kütz., *C. dalmatica* Kütz., *C. fracta* (O. F. Müll. Ex Vahl) Kütz., *C. glomerata* (L.) Kütz., *C. pygmaea* Reinke, *C. rupestris* (L.) Kütz., *C. sericea* (Huds.) Kütz., *C. vagabunda* (L.) C. Hoek)
- 21*** Profil der Zellreihen gradlinig, Filamentdurchmesser nach oben gleichbleibend oder zunehmend, Sporangium mit Pore mit Deckel. **22**
- 22** fertile Zellen in hakig gebogenen spitzen Kurztrieben (nur bei Pflanzen > 2 cm)
. ****Acrosiphonia arcta*** (Dillwyn) J. Agardh
- 22*** hakig gebogene spitze Kurztriebe fehlen, fertile Zellen verstreut im Thallus.
. ***Acrosiphonia centralis*** (Lyngb.) Kjellm.
(nach BURROWS 1991 sind *A. arcta* und *A. centralis* Synonyme für *Spongomorpha arcta* (Dillwyn) Kütz.)
- 23** ein Chloroplast, wandständig, bandförmiger offener Ring. ***Ulothrix sp.***
mit *U. flacca* (Dillwyn) Thur. In LeJol., ****U. implexa*** (Kütz.) Kütz L, *U. speciosa* (Carmich. ex. Harv in Hook.) Kütz., *U. subflaccida* Wille)
- 23*** ein oder mehrere Chloroplasten, wandständig, linksgewundenes schraubig Band mit Pyrenoiden; leiterförmige Konjugation (Conjugatophyceae = Jochalge)
. ***Spirogyra spp.***

7.2.4.2 Schlüssel 3a: Charophyceae – Armleuchteralge

- 1** Krönchen am Oogonium aus 5 einzelligen Hüllspitzen gebildet. **2**
- 1*** Krönchen am Oogonium aus 5 zweizelligen Hüllspitzen gebildet
. ***Tolypella nidifica*** (O. F. Müller) A. Braun
- 2** Stamm unberindet. ***Lamprothamnion papulosum*** (Wallr.) J. Groves
- 2*** Stamm berindet. ***Chara sp.***
(mit *C. aspera*, *C. baltica*, *C. canescens*, ****C. connivens***, *C. globularis*; Artauftrennung nach Schlüssel in Pankow 1990; *C. connivens* als Unterart von *C. globularis*, *C. aspera* und *C. haltica* als Unterarten von *C. hispida* aufgeführt)

7.2.4.3 Schlüssel 3 b: Chaetophorales

1	Thallus fädig.	2
1*	Thallus scheibenförmig.	6
2	Thallus auf Holz, Chloroplast bandförmig, 1 Pyrenoid. * <i>Stigeoclonium tenue</i> (C. Agardh) Kütz.	
2*	Thallus epi- bis endophytisch oder endozooisch	3
3	mit Haaren.	4
3*	Ohne Haare, Thallus in oder auf <i>Membranipora</i> , in den Wänden von Sertularien oder Bryozoen oder in den Blättern von <i>Zostera</i> * <i>Epicladia</i> sp. (mit <i>E. flustrae</i> Reinke, <i>E. perforans</i> (Huber) R. Nielsen, <i>E. phillipsii</i> (Batters) R. Nielsen)	
4	Haare gehen von zwiebelförmigen, chlorophyllarmen Zellen aus	
 <i>Bolbocoleon piliferum</i> Pringsh.	
4*	Haare gehen nicht von zwiebelförmigen, chlorophyllarmen Zellen aus	5
5	in den Zellwänden von Grün-, Braun- oder Rotalgen oder endophytisch in <i>Chorda filum</i> <i>Acrocaete</i> sp. (mit <i>A. repens</i> Pringsh., <i>A. viridis</i> (Reinke) R. Nielsen, <i>A. wittrockii</i> (Wille) R. Nielsen)	
5*	in Molluskengehäusen, in oder auf Algen und <i>Zostera</i> * <i>Phaeophila dendroides</i> (P. Crouan & H. Crouan) Batters	
6	Chloroplast ohne Pyrenoide	* <i>Ulvella lens</i> P. Crouan & H. Crouan
6*	Chloroplast mit Pyrenoiden.	7
7	Thallus einschichtig, jung mit Haaren. <i>Pringsheimiella scutata</i> (Reinke) Marchew	
7*	Thallus mehrschichtig, ohne Haare. <i>Pseudendoclonium</i> sp. (mit * <i>P. fucicola</i> (Rosenv.) R. Nielsen L., <i>P. submarinum</i> Wille)	

7.2.4.4 Weitere Grünalgen-Arten, die laut NIELSEN et al. (1995) vorkommen können

Wenn nicht anders erwähnt, stammen Angaben zur Morphologie aus Pankow 1990.

Ulotrichales

- **Aphanocheate repens* A. Braun:

Verzweigte einreihige Fäden, epiphytisch auf Algen kriechend (Abb. P, S. 401)

- *Eugomontia sacculata* Kornmann
verzweigte einreihige Fäden, endozooisch in Muschelschalen (Abb. BURROWS S. 44)
- **Gomontia polyrhiza* (Lagerh.) Bornet & Flahault
einzellig, kalkbohrend in Muschelschalen
- *Spongomorpha aeruginosa* (L.) C. Hoek
kleine, bis 4 cm hohe Büschel, epilithisch und -phytisch, verzweigt, Chloroplast netzförmig, mit vielen Pyrenoiden (Abb. K & S, S. 35)
- *Synocoryne reinkii* R. Nielsen & P. M. Pedersen
möglicherweise Teil des Lebenszyklus von *Pringsheimiella scutata* (BURROWS 1991)

7.2.5 Schlüssel 4: Rotalgen

7.2.5.1 Hauptschlüssel

- | | | |
|----|---|----|
| 1 | Thallus krustenförmig und/oder verkalkt oder parasitisch auf anderen Rotalgen.
..... (siehe unten stehende Liste
der vorkommenden Arten; für die Bestimmung siehe PANKOW 1990, HISCOCK 1986) | 3 |
| 1* | Thallus aufrecht, flächig oder fadenförmig. | 2 |
| 2 | Thallus zumindest teilweise flächig, solide, mit oder ohne Mittelrippe. | 3 |
| 2* | Thallus fadenförmig oder drehrund oder in den älteren Teilen hohl und dann etwas zu-
sammengedrückt. | 10 |
| 3 | Thallus mit Mittelrippe. | 4 |
| 3* | Thallus ohne Mittelrippe. | 7 |
| 4 | Mittelrippe deutlich abgesetzt, Verzweigungen unregelmäßig. | 5 |
| 4* | Mittelrippe ± undeutlich, Thallus knorpelig, Rand durch regelmäßig alternierende Ver-
zweigungen gezähnt erscheinend, Enden deutlich zugespitzt (Abb. M & H, S. 299).
..... <i>Odonthalia dentata</i> (L.) Lyngb. | |
| 5 | Verzweigungen aus der Mittelrippe, glatter Rand (Abb. M & H, S. 212).
..... <i>Delesseria sanguinea</i> (Huds.) J. V. Lamour | |
| 5* | Verzweigungen aus dem Thallusrand. | 6 |
| 6 | Thallus blattähnlich, Rand unregelmäßig ausgebuchtet oder fiederlappig (eichenblatt-
förmig), Phylloide mehr als 4 mm breit (Abb. M & H, S. 216)
..... <i>Phycodrys rubens</i> (L.) Batters | |
| 6* | Thallus stark verzweigt, ganzrandig, Phylloide bis 2,5 mm breit (Abb. M & H S. 201) . . .
..... <i>Membranoptera alata</i> (Huds.) Stackh. | |

- 7 Thallus im Querschnitt einschichtig ungeteilt, ohne Verzweigungen, Haftorgan exzentrisch zentraler sternförmiger Chloroplast, 1 Pyrenoid..... *Porphyra leucosticta* Thur. In LeJol.
- 7* Thallus mehrschichtig..... 8
- 8 Phylloid abgerundet, ungeteilt oder unregelmäßig geteilt, mit marginalen Auswüchsen, Haftscheibe schnell in breites Phylloid übergehend (Abb. IRVINE S. 69)..... **Palmaria palmata* (L.) Kuntze
- 8* Phylloid tief geteilt, dichotom bis subdichotom verzweigt, Verzweigungen ± gleich lang, Haftscheibe, ± deutlicher, abgeflachter oder drehrunder Stiel..... 9
- 9 Thallus mit drehrundem Stiel, oben blattartiges Phylloid, unregelmäßig dichotom oder polychotom verzweigt..... *Phyllophora* spp.
(umfasst die schwer trennbaren Arten *P. pseudoceranooides* (S. G. Gmel.) Newroth & A. R. A. Taylor und *Coccotylus truncatus* (Pall.) M. J. Wynne & J. M. Heine (Abb. D & I, S. 221 ff); die Art *Phyllophora crispa* (Huds.) P. S. Dixon ist in diesem Gebiet laut NIELSEN et al. (1995) nur aus der Literatur vor 1970 gemeldet)
- 9* Stiel abgeflacht, langsam in wiederholt dichotom verzweigtes, fächerförmiges Phylloid übergehend, in lebendem Zustand blau schimmernd (Abb. D & I, S. 235)..... *Chondrus crispus* Stackh.
- 10 Thallus unverzweigt..... 11
- 10* Thallus verzweigt..... 12
- 11 nur einreihige Fäden, bis 3 cm lang, sternförmiger Chloroplast, epiphytisch auf Algen... **Erythrotrichia carnea* (Dillwyn) J. Agardh
- 11* unten ein-, oben mehrreihige Fäden, 1 bis 16 cm lang, sternförmiger Chloroplast, epilithisch..... **Bangia atropurpurea* (Roth) C. Agardh
- 12 Thallus durchgehend mono- oder polysiphon (aus Segmenten gleichhoher Zellen aufgebaut), berindet oder unberindet (Mikroskop)..... 13
- 12* Thallus anders gebaut..... 20
- 13 Thallus monosiphon; bei vollständiger Berindung Axialzelle durch die Rinde erkennbar... 14
- 13* Thallus polysiphon..... 18
- 14 Thallus vollständig unberindet, wenig verzweigt, epi- oder endobiontisch..... **Schlüssel 4a: Acrochaetiales**
- 14* Thallus teilweise oder vollständig berindet; wenn vollständig unberindet, dann stark verzweigt..... 15

- 15** Thallus entweder vollständig berindet oder Berindung regelmäßig und auf die Nodien beschränkt; Rindenzellen klein ± rund **16**
- 15*** Thallus entweder unberindet oder nur an den basalen Teilen und den Hauptachsen berindet; Rindenzellen länglich.
..... **Schlüssel 4b: Monosiphone Ceramiales**
- 16** jüngste Thallusspitzen bereits mit kleinen Peraxialzellen berindet, dichotom verzweigt, Spitzen eingerollt. **17**
- 16*** jüngste Thallusspitzen unberindet, gegenständig angelegte Verzweigungen (Abb. M & H S. 36) *Plumaria plumosa* (Huds.) Kuntze
- 17** Thallus vollständig berindet. *Ceramium nodulosum* (Light.) Ducluz
(vollständig berindet, Achsen mit unizellularen Stacheln besetzt:
Ceramium echionotum J. Agardh)
- 17*** Internodien unberindet. *Ceramium sp.*
(mit *C. deslongchampii*, *C. diaphanum*, *C. gobii*, *C. siliquosum*, *C. strictum*, *C. tenuicorne*; für die Artauftrennung siehe Schlüssel in MAGGS & HOMMERSAND 1993, S. 44)
- 18** Thallus ohne monosiphone Trichoblasten, wenn vorhanden, dann nahezu farblos.
..... **Schlüssel 4c: Polysiphonia sp.**
- 18*** Thallus mit pigmentierten monosiphonen Trichoblasten in spiraliger Anordnung, 5-7 Perizentralen. **19**
- 19** Thallus vollständig unberindet, Trichoblasten in charakteristischer Weise dornartig gebogen, einfach oder verzweigt, von allen Zellen der Äste abgehend (Abb. M & H, S. 303) *Brongniartella byssoides* (Gooden. & Woodw.) F. Schmitz
- 19*** reife Zweige berindet **Dasya baillouviana* (S. G. Gmel.) Mont.
- 20** Thallus sehr schleimig, elastisch, braun gefärbt, wenig verzweigt (gabelig bis unregelmäßig) oder unverzweigt, Rindenzellen nur durch Gallerte verbunden (Querschnitt anfertigen, mit Abb. D & I, S. 143 - *N. helminthoides* vergleichen).
..... *Nemalion multifidum* (F. Weber & D. Mohr) Endl.
- 20*** Thallus nicht schleimig. **21**
- 21** Thallus zumindest in den älteren Teilen hohl und leicht zusammengedrückt, wenig verzweigt. *Dumontia contorta* (S. G. Gmel.) Rupr.
- 21*** Thallus nicht hohl. **22**
- 22** Thallus solide, aber nicht knorpelig **25**
- 22*** Thallus fest, knorpelig. **23**

- 23** Thallus fast schwarz, sehr starr (drahtartig), mit Haftscheibe, drehrund, sehr unregelmäßig gabelig verzweigt, Durchmesser der Äste etwa 0,5 mm. *Ahnfeltia plicata* (Huds.) Fr.
- 23*** Thallus heller, knorpelig, aber nicht drahtartig, regelmäßig gabelig verzweigt, Durchmesser der Äste 1 bis 2 mm. **24**
- 24** Haftorgan eine Krallen, Thallus regelmäßig dichotom verzweigt, an den Dichotomien manchmal abgeflacht, sonst drehrund, Apices sich langsam zuspitzend, nicht blasser, lebend im durchscheinenden Licht braun gefärbt *Furcellaria lumbricalis* (Huds.) J. V. Lamour.
- 24*** Haftorgan eine Scheibe, Thallus unregelmäßiger verzweigt, drehrund, Apices sich abrupt zuspitzend, blasser, lebend im durchscheinenden Licht rot gefärbt *Polyides rotundus* (Huds.) Grev.
- (Unterschiede zwischen *F. lumbricalis* und *P. rotundus*: siehe DIXON & IRVINE 1977, S. 180)
- 25** Haftorgan eine Krallen, Medulla im Querschnitt filamentös; charakteristische spiralg eingerollte Ästchen von teilweise wurzelartigem Aussehen (Abb. D & I S. 197); epilithisch und -phytisch. *Cystoclonium purpureum* (Huds.) Batters
- 25*** Haftorgan eine Scheibe, Medulla im Querschnitt aus großen runden Zellen bestehend. **26**
- 26** keine deutliche Apikalzelle, keine deutlichen Perizentralzellen, Verzweigungen allseitig, variabel, Alge epilithisch (Abb. D & I S. 207. **Gracilaria verrucosa* (Huds.) Papenf.
- 26*** deutliche Apikalzelle, 6 Perizentralen (Abb. M & H, S. 292), junge Thallusspitzen durch gleichhohe Zellen polysiphon und mit verzweigten monosiphonen Haartrieben, Alge epilithisch, seltener epiphytisch. *Rhodomela confervoides* (Huds.) P. C. Silva

7.2.5.2 Schlüssel 4a: Acrochaetiales

Schwierig zu trennende Gruppe, von einigen Autoren in der einzigen Gattung *Audouinella* zusammengefasst (DIXON and IRVINE 1977, SEARS 1998); bei PANKOW 1990 finden sich die meisten Arten der Gattung *Acrochaetium* in der Gattung *Kylinia*. Tetrasporophyt und Gametophyt können heteromorph sein!

- 1** Thallus endobiontisch, nur mit wenigen Zellen aus dem Wirt hervorwachsend. **2**
- 1*** Thallus primär epilithisch, epiphytisch oder -zooisch, teilweise mit basalen Abschnitten im Wirt verankert **3**
- 2.** Pflanze endozoisch. *Audouinella membranacea* (Magnus) Papenf.
- 2*** Pflanze endophytisch *Colaconema emergens* (Rosenv.) R. Nielsen

3	Basis der Pflanze vielzellig, entweder filamentös oder pseudoparenchymatisch.	4
3*	Basis der Pflanze aus einer Zelle bestehend.	8
4	Chloroplast bandförmig, schraubig gedreht. <i>Audouinella efflorescens</i> (J. Agardh.) Papenf.	
4*	Chloroplast scheiben- oder bandförmig, unregelmäßig gelappt, aber nicht schraubig gedreht.	5
5	Thallus mit sekundär nach unten wachsenden Filamenten, die in den Wirt eindringen <i>Colaconema nemalii</i> (De Not ex L. Dufour) Stegenga	
5*	Thallus ohne nach unten wachsende und/oder in den Wirt eindringende Filamente	6
6	mehrere kleine Chloroplasten pro Zelle; auf Steinen, Muschelschalen, verschiedenen Algen <i>Rhodochorton purpureum</i> (Lightf.) Rosenv.	
6*	einzelner Chloroplast pro Zelle.	7
7	Chloroplast wandständig <i>Acrochaetium reductum</i> (Rosenv.) Hamel oder * <i>Colaconema daviesii</i> (Dillwynn) Stegenga	
7*	Chloroplast axial; epiphytisch auf Algen oder <i>Zostera</i> <i>Acrochaetium secundatum</i> (Lyngb.) Nägeli	
8	aufrechte Filamente 0,5 bis 1 mm lang. <i>Acrochaetium hallandicum</i> (Kylin) Hamel	
8*	aufrechte Filamente kürzer.	9
9	Zellen 4 bis 7 mal so lang wie breit <i>Acrochaetium balticum</i> (Rosenv.) Aziz	
9*	Zellen kürzer.	10
10	nur aufrechte Filamente vorhanden	11
10*	nur niederliegende Filamente vorhanden	12
11	Zellen 1,5-3 mal so lang wie breit, Filamente aus mehr als 5 Zellen bestehend; wenn weniger, dann ohne apikales Haar; sternförmiger Chloroplast im apikalen Ende der Zelle. <i>Acrochaetium parvulum</i> (Kylin) Hoyt	
11*	Zellen 1-2 mal so lang wie breit, zentraler sternförmiger Chloroplast <i>Acrochaetium moniliforme</i> (Rosenv.) Børgensen	
12	Zellen 8-14 µm breit. <i>Acrochaetium moniliforme</i> (Rosenv.) Børgensen	
12*	Zellen 4-6 µm breit; Filamente niederliegend, aus 2-5 Zellen bestehend, apikale Zelle in Haar umgewandelt; zentraler sternförmiger Chloroplast. * <i>Kylinia rosulata</i> Rosenv.	

7.2.5.3 Schlüssel 4b: Monosiphone Ceramiales

- 1** Thallus unberindet **2**
- 1*** Thallus zum Teil berindet. **5**
- 2** gegenständige Verzweigungen vorhanden. **3**
- 2*** nur wechselständige oder pseudodichotome Verzweigungen **4**
- 3** „gland cells“ vorhanden (nahezu farblose Zellen mit stark lichtbrechendem Inhalt und bestimmter Position im Thallus (M & H S. 31), apikale Zellen mehr als doppelt so lang wie subapikale Zellen
Scagelia pusilla (Rupr.) Athanas. In Maggs & Hommersand
(möglicherweise auch *Antithamnion* sp.; kommt laut NIELSEN et al. 1995 hier nicht vor; siehe MAGGS & HOMMERSAND 1993)
- 3*** ohne „gland cells“, apikale und subapikale Zellen ± gleichlang; aufrechte und kriechende Filamente, letztere mit Rhizoiden in anderen Algen verankert.
Spermothamnion repens (Dillwyn) Rosenv.
- 4** alle Filamente ± gleich breit. *Spermothamnion repens* (Dillwyn) Rosenv.
- 4*** Hauptachsen breiter als Äste; Gametophyt und Tetrasporophyt von
Agalothamnion byssoides (Harv.) L’Hardy-Halos & Rueness
- 5** Zellen mehrkernig, sichtbar im lebenden und gefärbten Zustand (Haematoxylin).
Callithamnion corymbosum (J. E. Smith) Lyngb.
- 5*** Zellen einkernig **6**
- 6** Thallus zart, nur wenig berindet (Berindung durch abwärts wachsende rhizoide Zellen, nicht fest anhaftend), mit Bisporen
Bisporophyt von *Agalothamnion byssoides* (Harv.) L’Hardy-Halos & Rueness
- 6*** Thallus robust, stark berindet, ohne Bisporen. **7**
- 7** jüngste Äste regelmäßig verzweigt, fast aus jeder Zelle, kleinste Äste eingebogen.
**Agalothamnion roseum* (Roth) Maggs & L’Hardy-Halos
- 7*** jüngste Äste unregelmäßig verzweigt, niemals aus jeder Zelle, kleinste Äste nahezu gerade. *Agloathamhion hookeri* (Dillwyn) Maggs & Hommersand

7.2.5.4 Schlüssel 4c: Polysiphonia sp.

Immer Querschnitte anfertigen!

- 1** mehr als 5 Perizentralen **2**
- 1*** 5 und weniger Perizentralen **3**

- 2 auf den unteren (älteren) Abschnitten berindet, 11-21 Perizentralen (Abb. M&H S. 339).
 *Polysiphonia fucoides* (Huds.) Grev.
- 2* total unberindet, 9-13 Perizentralen (Abb. M & H S. 350), nur dänische Küste,
 schwedische Westküste (*Polysiphonia nigra* (Huds.) Batters)
- 3 total unberindet, 4 Perizentralen (Abb. M & H S. 356).....
 *Polysiphonia stricta* (Dillwynn) Grev.
- 3* Thallus wenigstens an der Basis berindet. **4**
- 4 Verzweigungen axillär zu Trichoblasten (haarähnlich), 4 Perizentralen (Abb. M & H, S.
 334) *Polysiphonia fibrillosa* (Dillwynn) Spreng.
- 4* Verzweigungen ersetzen Trichoblasten, 4-5 Perizentralen (Abb. M & H, S. 326).
 *Polysiphonia elongata* (Huds.) Spreng.

7.2.5.5 Weitere Rotalgen-Arten, die laut NIELSEN et al (1995) im Gebiet vorkommen können

Wenn nicht anders erwähnt, stammen Angaben zur Morphologie aus PANKOW 1990

Porphyridiales

- *Chroodactylon ornatum* (C. Agardh) Basson
 grau-grüne Büschel, bis 10 mm hoch, epiphytisch auf Algen und *Zostera*; einjährige Sommerart (SEARS 1998)

Hildenbrantiales

- *Hildenbrantia rubra* (Sommerf.) Manegh.
 blut- bis braunrote Krusten auf Steinen und Muschelschalen, 0,5 mm dick

Corallinales

- **Corallina officinales* L.
- **Hydrolithon farinosum* (J. V. Lamour.) Penrose & Y. M. Chamb.
- **Lithophyllum corallinae* (P. Crouan & H. Crouan) Heydr.
- **Melobesia membranacea* (Esper) J. V. Lamour.
 krustenförmig, wenig verkalkt, rötlich-violette Flecken auf Algen, Hydrozoen, Bryozoen
- *Phymatolithon* sp.: Kruste
 - *P. lenormandii* (Aresch.) W. H. Adey
 - *P. purpurium* (P. Crouan & H. Crouan) Woelk. & L. M. Irvine

Palmariales

- *Rhodophysema* sp.: rote Polster
 - *R. elegans* (P. Crouan & H. Crouan ex J. Agardh) P. S. Dixon
 Durchmesser 5 mm, an Steinen, Muschelschalen, Algen
 - *R. georgii* Batters
 Durchmesser 0,5 mm, Epiphyt auf *Zostera*-Blättern

Gigartinales

- *Ceratocolax hartzii* Rosen:
Parasit auf *Coccotylus truncatus*, 2 mm hoch, strauchartig verzweigt
- **Cruoria pellita* (Lyngb.) Fr.
dunkelpurpurrote Kruste, ähnlich *Haemescharia hennedyi*
- *Haemescharia hennedyi* (Harv.) K. L. Vinogr. & T. A. Jacovleva
dunkelpurpurrote Kruste, etwa 0,5 mm dick, schlüpfrig, auf Steinen, Muschelschalen oder Algen
- *Harveyella mirabilis* (Reinsch) F Schmitz & Reinke
Parasit auf *Rhodomela*, 1-2 mm große weiße Knöllchen

7.2.6 Für die Bestimmungsschlüssel zugrundegelegte Literatur**Burrows, E. M. (1991):**

Seaweeds of the British Isles. Volume 2 Chlorophyta. Natural History Museum Publications, London, 238 pp.

Dixon, P. S.; Irvine, L. M. (1977):

Seaweeds of the British Isles. Volume 1: Rhodophyta, Part 1: Introduction, Nemaliales, Gigartinales, HMSO, London, 252 pp.

Garcke, A. (1972):

Illustrierte Flora. Verlag Paul Parey, Berlin, 23. Auflage, 1607 pp.

Haslam, S. M.; Sinker, C. A.; Wolseley, P. A. (1975):

British Water Plants. Field Studies 4: 243 - 351. (reprinted 1982 with minor revisions).

Hiscock, S. (1986):

A field key to the british red seaweeds. Field Studies Council, Occasional Publication 13, Somerset, 101 pp.

Irvine, L. M. (1983):

Seaweeds of the British Isles. Volume 1 Rhodophyta, Part 2A Cryptonemiales (sensu stricto) Palmariales, Rhodymeniales, HMSO, London, 115 pp.

Kornmann, P.; Sahling, P.-H. (1983):

Meeresalgen von Helgoland. Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen 29: 1 - 289 (1977), veränderter Nachdruck.

Maggs, C. A.; Hommersand, M. H. (1993):

Seaweeds of the British Isles. Volume 1: Rhodophyta, Part 3A: Ceramiales. HMSO, London, 444 pp.

Nielsen, R.; Kristiansen, Aa.; Mathiesen, L. und Mathiesen, H. (1995):

Distributional index of the benthic macroalgae of the Baltic Sea area. Acta Bot. Fennica 155: 1 - 51.

Pankow, H. (1990):

Ostsee-Algenflora. Gustav Fischer Verlag Jena, 648 pp.

Rothmaler, W. (1990):

Exkursionsflora von Deutschland. Band 2: Gefäßpflanzen. Volk und Wissen Verlag GmbH, Berlin, 15. durchgesehene Auflage, 640 pp.

Rothmaler, W. (1991):

Exkursionsflora von Deutschland. Band 3: Atlas der Gefäßpflanzen. Volk und Wissen Verlag GmbH, Berlin, 8. durchgesehene und verbesserte Auflage, 752 pp.

Sears, J. R. (1998):

NEAS Keys to the Benthic Marine Algae of the Northeastern Coast of North America from Long Island Sound to the Strait of Belle Isle. Published by the Northeast Algal Society. Dartmouth, Massachusetts, 163 pp.

7.3 Teilnehmerliste

<p>Herr Athanasios Athanasiadis Göteborg University, Dept. of marine Botany P. O. Box 461</p> <p><i>Se-40530 Göteborg</i> Schweden</p>	<p>Tel.: +46/31/179718 Fax: +46/31/7732727</p> <p>e-mail: athan@marbot.gu.se</p>
<p>Frau Inka Bartsch Alfred-Wegner-Institut für Polar- und Meeresforschung Am Handelshafen 12</p> <p><i>27570 Bremerhaven</i> Deutschland</p>	<p>Tel.:0471/4831-1404 Fax: 0471/4831-1425</p> <p>email: ibartsch@awi-bremerhaven.de</p>
<p>Herr Christian Blümel Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald, Institut für Ökologie Grimmerstr. 88</p> <p><i>17487 Greifswald</i> Deutschland</p>	<p>Tel.: 03834/864-108 Fax: 03834/864-114</p> <p>e-mail:</p>
<p>Herr Bernd Daehne Niedersächsisches Landesamt für Ökologie, Forschungsstelle Küste An der Mühle 5</p> <p><i>26548 Norderney</i> Deutschland</p>	<p>Tel.: 04932/916148 Fax: 04932/1394</p> <p>e-mail: hanslik.crs@t-online.de</p>
<p>Frau Karin Fürhaupter MARILIM Wischhofstr. 1 – 3, Geb. 11</p> <p><i>24148 Kiel</i> Deutschland</p>	<p>Tel.: 0431/72070-82 Fax: 0431/72070-85</p> <p>e-mail: fuerhaupter@marilim.de</p>
<p>Frau Elisabeth Herre Biologische Anstalt Helgoland i. d. Stiftung Alfred-Wegner-Institut für Polar- und Meeresforschung, Wattenmeerstation Sylt Hafenstraße 43</p> <p><i>25992 List/Sylt</i> Deutschland</p>	<p>Tel.: 04651/956-113 Fax: 04651/956-200</p> <p>e-mail: eherre@awi-bremerhaven.de</p>

<p>Frau Sybill Jaschinski Institut für Meereskunde Düsternbrooker Weg 20</p> <p>24148 Kiel</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 0431/5973847 Fax:</p> <p>e-mail: sjaschinski@ifm.uni-kiel.de</p>
<p>Herr Hiroshi Kawai Kobe University Research Center for Inland Seas Rokkodai, Nadaku</p> <p>Kobe 657-8501</p> <p>Japan</p>	<p>Tel.: +81/78/803-5710 Fax: +81/78/803-5781</p> <p>e-mail: kawai@kobe-u.ac.jp</p>
<p>Herr Stefan Krause MARILIM Wischhofstr. 1 – 3, Geb. 11</p> <p>24148 Kiel</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 0431/72070-82 Fax: 0431/72070-85</p> <p>e-mail:</p>
<p>Herr Michael Kreuzberg Institut für Angewandte Ökologie Lindenweg 2</p> <p>18184 Neubroderstorf</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 038204/618-0 Fax: 038204/618-10</p> <p>email: sordyl@t-online.de</p>
<p>Frau Aase Kristiansen University of Copenhagen, Department of Phycology Øster Farimagsgade 2D</p> <p>DK-1353 Copenhagen K</p> <p>Dänemark</p>	<p>Tel.: +45/35/3223-04 Fax: +45/35/3223-21</p> <p>e-mail: aasek@bot.ku.dk</p>
<p>Frau Silke Köhler Planula, Planungsbüro für Naturschutz und Landschaftsökologie Neue Große Bergstraße 20</p> <p>22767 Hamburg</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 040/381657 Fax: 040/3806682</p> <p>e-mail: info@planula.de</p>

<p>Herr Jens S Laursen Sønderjyllands Amt, Miljøområdet Jomfrustien 2</p> <p>DK-6270 Tønder</p> <p>Dänemark</p>	<p>Tel.: +45/743350-50 Fax: +45/743350-01</p> <p>e-mail: jens_s_laursen@sja.dk</p>
<p>Frau Claudia Lohmann Umweltbundesamt, II 3.3 Meeresschutz PF 330022</p> <p>14191 Berlin</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 030/8903-2003 Fax: 030/8903-2285</p> <p>e-mail: claudia.lohmann@uba.de</p>
<p>Herr Thomas Meyer MARILIM Wischhofstr. 1 – 3, Geb. 11</p> <p>24148 Kiel</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 0431/72070-81 Fax: 0431/72070-85</p> <p>e-mail: tmeyer@marilim.de</p>
<p>Herr Gerwin Obst Planula, Planungsbüro für Naturschutz und Landschaftsökologie Neue Große Bergstraße 20</p> <p>22767 Hamburg</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 040/381657 Fax: 040/3806682</p> <p>e-mail: info@planula.de</p>
<p>Herr Poul M. Pedersen University of Copenhagen, Department of Phycology Øster Farimagsgade 2D</p> <p>DK-1353 Copenhagen K</p> <p>Dänemark</p>	<p>Tel.: +45/35/3223-05 Fax: +45/35/3223-21</p> <p>e-mail: poulmp@bot.ku.dk</p>
<p>Herr Akira Peters Institut für Meereskunde Kiel, Fachbereich Marine Ökologie Düsternbrooker Weg 20</p> <p>24105 Kiel</p> <p>Deutschland</p>	<p>Tel.: 0431/6003412 Fax: 0431/565876</p> <p>e-mail: afpeters@ifm.uni-kiel.de</p>

<p>Herr W. F. Prud'homme van Reine Universiteit Leiden branch, Nationaal Herbarium Nederland Einsteinweg 2P.O. Box 9514</p> <p>NL-2300 RA Leiden Niederlande</p>	<p>Tel.: +31/71/527-4729 Fax: +31/71/527-3511</p> <p>e-mail: prudhomme@nhn.leidenuniv.nl</p>
<p>Frau Petra Schilling Umweltbundesamt, II 3.3 Meeresschutz PF 330022</p> <p>14191 Berlin Deutschland</p>	<p>Tel.: 030/8903-2647 Fax: 030/8903-2285</p> <p>e-mail: petra.schilling@uba.de</p>
<p>Frau Eva Schmidt Umweltbundesamt, II 3.6 Labor für Wasseranalytik PF 330022</p> <p>14191 Berlin Deutschland</p>	<p>Tel.: 030/8903-2031 Fax: 030/8903-2285</p> <p>e-mail: eva.schmidt@uba.de</p>
<p>Herr Manfred Schubert Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald, Institut für Ökologie Grimmerstr. 88</p> <p>17487 Greifswald Deutschland</p>	<p>Tel.: 03834/864-184 Fax: 03834/864-114</p> <p>e-mail: manfred@uni-greifswald.de</p>
<p>Herr Hendrik Schubert Ernst-Moritz-Arndt-Universität Greifswald, Institut für Ökologie Grimmerstr. 88</p> <p>17487 Greifswald: Deutschland</p>	<p>Tel.: 03834/864-123 Fax: 03834/864-114</p> <p>e-mail: schubh@mail.uni-greifswald.de</p>
<p>Herr Joachim Voß Landesamt für Natur und Umwelt des Landes Schleswig-Holstein Hamburger Chaussee 25</p> <p>24220 Flintbek Deutschland</p>	<p>Tel.: 04347/704-443 Fax: 04347/704-402</p> <p>e-mail: jvoss@lanu.landsh.de</p>

Herr Henry Wahl Carl Zeiss, Vertriebsbereich Berlin Keithstr. 6 10787 Berlin Deutschland	Tel.: 030/21096-100 Fax: 030/21096-110 e-mail: h.wahl@zeiss.de
---	---

7.4 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Important characters used to distinguish genera without true phaeophycean hair within the Ectocarpales-----	17
Tabelle 2:	Differences between the genera within the Sorocarpaceae (<i>Polytretus</i> , <i>Kuckuckia</i> , <i>Sorocarpus</i>) and comparison to <i>Ectocarpus</i> -----	18
Tabelle 3:	Details about taxonomic development in the Dictyosiphonales-----	20
Tabelle 4:	Liste der während des Workshops bearbeiteten Braunalgen (List of species determined during the workshop) -----	22
Tabelle 5:	Vergleich der wichtigsten <i>Fucus</i> -Arten (dt.)-----	23
Tabelle 6:	Comparison of important <i>Fucus</i> -species (engl.)-----	23
Tabelle 7:	Comparison of <i>Acrosiphonia</i> and <i>Spongomorpha</i> -----	34
Tabelle 8:	Liste der während des Workshops bearbeiteten Grünalgen-----	37
Tabelle 9:	Zusammenstellung der während des Workshops bearbeiteten Rotalgen-----	50
Tabelle 10:	Übersicht zu den wichtigsten <i>Polysiphonia</i> -Arten (dt.) -----	51
Tabelle 11:	Overview about the important <i>Polysiphonia</i> -species (engl.)-----	52
Tabelle 12:	Übersicht zu den wichtigsten großblättrigen Rotalgen (dt.) -----	53
Tabelle 13:	Overview about important red algae (engl.) -----	53
Tabelle 14	Liste der während des Workshops bearbeiteten Phanerogamen-----	68
Tabelle 15:	Definitionen der Wasserrahmenrichtlinie für den „sehr guten“, den „guten“ und den „mäßigen“ ökologischen Zustand bezogen auf Großalgen und Angiospermen in Übergangs- und Küstengewässern (dt.) -----	86
Tabelle 16:	Definitions of the Waterframework directive for “high”, “good” and “moderate” ecological status of Macroalgae und Angiosperms in transitional and coastal waters (engl.)-----	87
Tabelle 17:	Zusammenstellung möglicher Indikatorfunktionen von Makrophyten-----	93

7.5 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:	Lage der Feldstation (grün) und der Probenahmestellen (rot)-----	7
Abbildung 2:	Several grades and designations about the correctness of a name of a taxon-----	13
Abbildung 3:	Survey of the brown algal orders (following Kylin 1933) -----	16
Abbildung 4:	<i>Eudesme virescens</i> -----	24
Abbildung 5:	<i>Sphaerotrichia divaricata</i> -----	24
Abbildung 6:	<i>Ectocarpus siliculosus</i> -----	25
Abbildung 7:	<i>Ectocarpus siliculosus</i> -----	25
Abbildung 8:	<i>Laminariocolax tomentosoides</i> -----	26
Abbildung 9:	<i>Streblonema tenuissimum</i> endophytisch in <i>Cystoclonium purpureum</i> -----	26
Abbildung 10:	<i>Desmarestia viridis</i> -----	27
Abbildung 11:	<i>Leptonematella fasciculata</i> -----	27
Abbildung 12:	<i>Halosiphon tomentosus</i> -----	28

Abbildung 13:	<i>Pylaiella littoralis</i>	28
Abbildung 14:	<i>Punctaria latifolia</i>	29
Abbildung 15:	<i>Punctaria latifolia</i>	29
Abbildung 16:	<i>Scytosiphon lomentaria</i>	30
Abbildung 17:	<i>Spongomorpha aeruginosa</i>	41
Abbildung 18:	<i>Spongomorpha aeruginosa</i>	41
Abbildung 19:	<i>Acrosiphonia arcta</i>	42
Abbildung 20:	<i>Prasiola stipitata</i>	42
Abbildung 21:	<i>Enteromorpha prolifera</i>	43
Abbildung 22:	<i>Enteromorpha prolifera</i>	43
Abbildung 23:	<i>Enteromorpha prolifera</i>	44
Abbildung 24:	<i>Enteromorpha flexuosa</i>	44
Abbildung 25:	<i>Enteromorpha intestinalis</i>	45
Abbildung 26:	<i>Blidingia minima</i>	45
Abbildung 27:	<i>Audouinella efflorescens</i>	54
Abbildung 28:	<i>Audouinella membranacea</i>	54
Abbildung 29:	<i>Aglaothamnion tenuissimum</i>	55
Abbildung 30:	<i>Callithamnion corymbosum</i>	55
Abbildung 31:	<i>Ceramium areschougii</i>	56
Abbildung 32:	<i>Ceramium areschougii</i>	56
Abbildung 33:	<i>Ceramium diaphanum</i>	57
Abbildung 34:	<i>Ceramium diaphanum</i>	57
Abbildung 35:	<i>Ceramium diaphanum</i>	58
Abbildung 36:	<i>Scagelothamnion pusillum</i>	58
Abbildung 37:	<i>Spermothamnion repens</i>	59
Abbildung 38:	<i>Spermothamnion repens</i>	59
Abbildung 39:	<i>Delesseria sanguinea</i>	60
Abbildung 40:	<i>Membranoptera alata</i>	60
Abbildung 41:	<i>Phycodrya rubens</i>	61
Abbildung 42:	<i>Hildenbrandia rubra</i>	61
Abbildung 43:	<i>Coccolytus truncatus</i>	62
Abbildung 44:	<i>Coccolytus truncatus</i>	62
Abbildung 45:	<i>Phyllophora pseudoceranoidea</i>	63
Abbildung 46:	<i>Phyllophora pseudoceranoidea</i>	63
Abbildung 47:	<i>Polysiphonia fucoides</i>	64
Abbildung 48:	<i>Polysiphonia fucoides</i>	64
Abbildung 49:	<i>Polysiphonia stricta</i>	65
Abbildung 50:	<i>Polysiphonia stricta</i>	65
Abbildung 51:	<i>Cystoclonium purpureum</i>	66
Abbildung 52:	<i>Cystoclonium purpureum</i>	66
Abbildung 53:	Lage des Vejle Fjords und der 20 Probenahmestationen	77

Abbildung 54: Makroalgen im Sylter Wattenmeer von E. Herre, BAH-----**105**
Abbildung 55: Biologisches Monitoring von K. Fürhaupter, MARILIM-----**106**
Abbildung 56: Meeresschutzgebiete, von K. Fürhaupter, MARILIM-----**107**