

# Makrozoobenthos der Brackwasserlagunen des Naturschutzgebietes Graswarder bei Heiligenhafen

**Nora Salland**

geboren am 21.09.1990 in Hildesheim  
Matrikel-Nummer: 211208922

Thema eingereicht am 15.04.2014

Beginn der Laborarbeiten am 15.04.2014

Abgabedatum: 24.06.2014

**Erstgutachter:**

Dr. M. L. Zettler

Leibniz-Institut für Ostseeforschung Warnemünde

Seestraße 15, 18119 Warnemünde

Biologische Meereskunde

Leiter der AG Ökologie benthischer Organismen

+49 381 5197 440

michael.zettler@io-warnemuende.de

**Zweitgutachter:**

Prof. Dr. U. Bathmann

Leibniz-Institut für Ostseeforschung Warnemünde

Seestraße 15, 18119 Warnemünde

Direktor

Biological Oceanographer

+ 49 381 5197 100

ulrich.bathmann@io-warnemuende.de

## Inhaltsverzeichnis

Zusammenfassung.....	3
<b>1. Einleitung.....</b>	<b>4</b>
<b>2. Material und Methoden.....</b>	<b>6</b>
<b>2.1 Das Gebiet der Beprobungskampagne: die Halbinsel Graswarder.....</b>	<b>6</b>
<b>2.2 Die Stationen der Beprobungskampagnen.....</b>	<b>7</b>
<b>2.3 Feldarbeit: Die Entnahme der Proben.....</b>	<b>8</b>
<b>2.4 Laborarbeit: Die Arbeitsweisen und Auswertung der Proben.....</b>	<b>10</b>
2.4.1 Die Messung des Sauerstoffgehalts.....	10
2.4.2 Bestimmung der Sedimentproben auf Korngröße.....	11
2.4.3 Bestimmung des Organischen Gehaltes im Sediment.....	12
2.4.4 Quantitative Datengewinnung der Stechrohrproben.....	12
2.4.5 Qualitative Datengewinnung der Dredgenproben.....	13
2.4.6 Statistische Gemeinschaftsanalysen.....	13
<b>3. Ergebnisse.....</b>	<b>15</b>
<b>3.1 Grundparameter der Abiotik und Biotik.....</b>	<b>15</b>
3.1.1 Temperatur, Salinität und Sauerstoff-Gehalt.....	15
3.1.2 Korngrößen der Sedimentanalyse.....	16
3.1.3 Organischer Gehalt des Sediments.....	17
<b>3.2 Ergebnisse der Endo- und Epifauna.....</b>	<b>19</b>
3.2.1 Quantitative Gemeinschaftsanalyse der Stechrohrproben.....	22
3.2.2 Qualitative Gemeinschaftsanalyse der Dredgenproben.....	28
3.2.3 Steckbriefe ausgewählter Arten des Graswarder-Gebietes.....	32
<i>Ecrobia Ecrobia</i> .....	32
<i>Peringia ulvae</i> .....	33
<i>Hediste diversicolor</i> .....	34
<i>Ligia oceanica</i> .....	35
<i>Sinelobus stanfordi</i> .....	36
<b>4. Diskussion.....</b>	<b>38</b>
<b>4.1 Ausführung der Kampagnen.....</b>	<b>38</b>
<b>4.2 Unterschied der Artenspektren zwischen quantitativen und qualitativen Proben.....</b>	<b>38</b>
<b>4.3 Zusammenhänge von Grundparametern und ökologischen Indizes.....</b>	<b>39</b>
<b>4.4 Zusammenhang der Sedimenttypen und den darin vorkommenden Organismen.....</b>	<b>40</b>
<b>4.5 Zusammenhang der Arten und Bildung von Gemeinschaften.....</b>	<b>42</b>

<b>4.6</b>	<b>Die Besonderheit des NSG Graswarder und seine Artenvielfalt</b> .....	44
<b>5.</b>	<b>Ausblick</b> .....	46
<b>6.</b>	<b>Literaturverzeichnis</b> .....	47
<b>7.</b>	<b>Anhang</b> .....	50
	Abkürzungsverzeichnis .....	50
	Liste der nachgewiesenen Organismen in ihrer taxonomischen Reihenfolge (Tab. A-I) .....	52
	Zusätzliche Informationen zu den Messkampagnen .....	53
	Das Gerätschaften der Probenentnahme .....	53
	Informationen zu den Stationen .....	54
	Abbildungen und Informationen zu ausgewählten Stationen des Beprobungsgebietes .....	55
	Multidimensionale Skalierung der quantitativen Analyse und ANOSIM.....	58
	Baltic Sea Protected Areas der südlichen Ostsee .....	59
	Danksagung.....	60
	Eidesstattliche Erklärung.....	61

## Zusammenfassung

Die vorliegende Bachelorarbeit gibt Auskunft über das Artenspektrum des Makrozoobenthos in dem Gebiet Graswarder und Heiligenhafen.

Der örtlich in Heiligenhafen vertretene Naturschutzbund (NABU) regte zur Ausführung der Messreihe an. Koordiniert und durchgeführt wurden die Beprobungen von der Forschungsgruppe „Ökologie benthischer Organismen“ in der Abteilung „Biologische Meereskunde“ des Leibniz-Instituts für Ostseeforschung Warnemünde (IOW).

Die Beprobungen der Brackwasserlagunen des Naturschutzgebietes Graswarder und der angrenzenden Bereiche in quantitativer und qualitativer Form fanden in zwei zeitlich getrennten Messkampagnen statt.

Ziel der Datenauswertung und dieser Arbeit ist die Überprüfung von Organismengemeinschaften (Biozöosen) in dem Gebiet und des standortbedingten Vorkommens von Gesellschaften. Der Wissensstand des Makrokosmos in dem NSG soll mit den Beprobungskampagnen erweitert werden. Die Ergebnisse sind sowohl für die Datenbank des IOW als auch für den NABU von großem Interesse.

Es sind nur eingeschränkt Organismengemeinschaften nachgewiesen. Die Stationen konnten jedoch in signifikanten Gruppierungen zusammengefasst werden. Diese weisen ein sehr ähnliches Artenspektrum auf.

Insgesamt konnten 85 verschiedene Organismengruppen nachgewiesen werden, von denen 77 bis auf die Art bestimmt werden konnten. *Ectobia ventrosa* und *Peringia ulvae* sind die häufigsten Arten mit den höchsten Abundanzen. Da der Graswarder im südlichen Teil der Ostsee liegt, konnte das Vorkommen genuiner („echter“) Brackwasserorganismen nachgewiesen werden; zudem ein Gemisch aus eher limnischen und eher marinen Makrozoobenthos-Arten.

## 1. Einleitung

Die Ostsee ist eines der größten intrakontinentalen marinen Gewässer und eines der jüngsten Meere der Erdgeschichte. Noch vor etwa 15.000 Jahren wurde das Gebiet der heutigen Ostsee von Eisschichten bedeckt. Über viele geologische Veränderungen entstand aus dem Yoldiameer das derzeitige Myameer (RHEINHEIMER 1996). Von Eisstauseen zu Salzwasser mit Frischwasser-Einstrom bildete sich das heute so charakteristische Brackwasser der Ostsee.

Als Brackwasser wird der Übergang bzw. Mischzustand zwischen marinen und limnischen Gewässern bezeichnet. Organismenarten beider aquatischer Gewässertypen können dieses Ökosystem als Habitat nutzen. Das Brackwasser wird durch seinen geringen Salzgehalt und ein Artenminimum charakterisiert (REMANE 1934). Als Grund des Artenminimums nennt REMANE den Salzgehalt, da viele limnische Organismen einen geringen Toleranzbereich gegenüber Salz hätten und so kaum in Brackwassergebiete einwandern könnten. Genau anders herum sei es bei den marinen Arten, da ihre Toleranz gegenüber Salz nicht erreicht werde (Schwellenwert des Vorkommens mariner Arten bei etwa 33 ‰).

Ein weiterer Grund des Artenminimums könnten die Schwankungen des Salzgehaltes der Ostsee sein. Während eines Jahresverlaufes kann die Salinität stark variieren, zum einen durch Zustrom von Schmelzwasser der nördlichen Einzugsgebiete der Ostsee als auch durch Einstrom von Nordseewasser, maßgeblich verursacht durch Herbststürme. Besonders im Bereich der Darßter Schwelle wird das salzhaltige Wasser der Nordsee in die Ostsee gedrückt, welches dann den Salzgradienten innerhalb der Ostsee verstärkt. Dennoch finden sich zum Teil auch Artenminima in Bereichen der Ostsee, mit einem relativ konstanten Salzgehalt. Somit sei „*die Artenarmut der Ostsee lediglich eine Folge der Armut an Lebensgemeinschaften*“ (REMANE 1934). GERLACH (1994) bezeichnet dies als „*artenarme Organismengemeinschaft*“.

Es scheint „*Sonderlebensgemeinschaften*“ in der Ostsee zu geben (REMANE 1934), von denen einige Makrozoobenthos-Organismen als typische Brackwasserarten bezeichnet werden können (z.B. *Abra* spp., *Macoma balthica*, *Jaera albifrons*, *Streblospio shrubsolii*). Außerdem hätte das Minimum der Arten keinen Einfluss auf die Individuenzahl. Trotz oder gerade wegen eines Artenminimums, erreiche die Individuendichte ein hohes Ausmaß, d.h. die Abundanz der Arten steige an.

**Ziel** dieser Bachelorarbeit ist es, Zusammenhänge zwischen den Abundanzen und der Diversität des Makrozoobenthos<sup>1</sup> zu überprüfen. Außerdem soll untersucht werden, ob sich innerhalb des Beprobungsgebietes standortabhängige/-bedingte Organismengesellschaften bilden.

Die Ergebnisse der jahreszeitlich unterschiedlichen Messreihen (November 2013 und April 2014; werden in dieser Abhandlung im Folgenden abgekürzt mit *Nov'13* und *Apr'14*) und der verschiedenen Stations- und Sektionstypen werden miteinander verglichen und Zusammenhänge der unterschiedlichen Artenvielfalt werden untersucht und erläutert.

Da sich das Beprobungsgebiet neben dem Naturschutzgebiet noch in drei weitere Sektoren mit einem hohen anthropogenen Einfluss (Wohngebiete, zwei Seen mit Erholungswert und Freizeitnutzung, Yachthafen und Landwirtschaft) unterteilt, wird dort eine differenzierte Diversität angenommen. Dies könnte sich in dem Artenspektrum, durch das Auftreten von Ubiquisten<sup>2</sup> bzw. durch das Fehlen der Zeigerarten für eine sehr gute bis gute Wasserqualität, widerspiegeln.

Erwartet wird eine Gruppenbildung bestimmter Arten im Beprobungsgebiet. Unterschiedliche Artenzusammensetzungen könnten durch Abhängigkeit zu verschiedenen Sedimenttypen bestehen. Unterschiede der Diversität in Bezug auf andere Biotop- und Habitatsunterschiede sind wahrscheinlich, da die Nehrungsinsel sowohl verschiedenen Gradienten (z.B. dem des Salzgehaltes) als auch räumlich bzw. geographisch unterschiedliche Teilgebiete beinhaltet. Die unterschiedlichen Gemeinschaften der Sektionen sollten sich in den Individuenzahlen oder den Artenspektren erkennen lassen.

Das Vorkommen endemischer Arten wird im Bereich des Graswarders nicht angenommen, jedoch ist das Auftreten genuiner Organismen des Brackwassers sehr wahrscheinlich. Die Bildung typischer Gemeinschaften von Brackwasser- bzw. Ostsee-Arten wird überprüft.

Neben dem Aspekt des Naturschutzgebietes Schleswig-Holsteins soll auch der internationale Schutz von Meeresgebieten durch die HELCOM beleuchtet werden. Diese Kommission erarbeitet Vorschläge zur Wahrung der Ostsee und hat den Erhalt dessen Arten zum Ziel.

---

<sup>1</sup>Makrozoobenthos (*bénthos* – gr. *Tiefe*): tierische, wirbellose Organismen ab 1 mm Größe, welche auf oder in dem Sediment bzw. Meeresboden leben (SCHUBERT 1991)

<sup>2</sup> Euryöke Organismen, die auch hohe Eutrophierung ertragen

## 2. Material und Methoden

### 2.1 Das Gebiet der Beprobungskampagne: die Halbinsel Graswarder

Die Nehrungshalbinsel Graswarder (Abb. 1) befindet sich im Bundesland Schleswig-Holstein bei Heiligenhafen. Seit 1923 gibt es Naturschutzgebiete im Land (LLUR 2014). Das 1968 gegründete und 1987 erweiterte Naturschutzgebiet Graswarder (NSG Graswarder) ist eines der derzeit 194 Gebiete des Landes. Es umfasst eine 229 ha große Gesamtfläche (LLUR 2014), bestehend aus dem Nehrungsharken mit Salzwiesen und Sekundärharken (etwa 102 ha) und den umliegenden Lagunen mit Watt- und Wasserzonen (etwa 127 ha). Diese werden geographisch zur Kieler Bucht und der Deutschen Ostseeküste zugeordnet.



*Abbildung 1: Luftaufnahme der Halbinsel Graswarder mit Heiligenhafen (Aufnahme von K. Dürkop, NABU, zur Verfügung gestellt)*

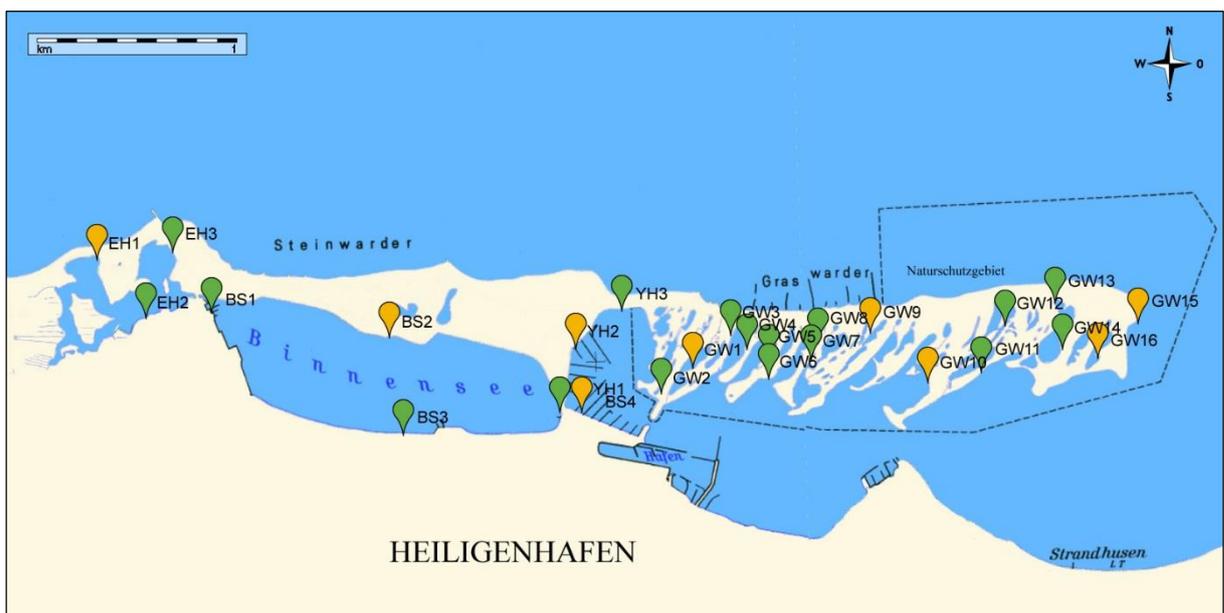
Obwohl die Ostsee selbst ein nahezu tidenloses Meer darstellt, so ist die Halbinsel Graswarder ein sehr dynamisches Gebiet. Besonders an der Nord- und Ostseite werden durch die Transportfähigkeit des Wassers Sediment und Geröll angespült (DIEHL & DIEHL 1986). Um 1250 n. Chr. entwickelte sich dadurch ein erster Nehrungsharken (FISCHER et al. 2011). Neben diesem Harken Steinwarder bildeten sich später viele Sandbänke und kleine Inseln. Durch sog. Strandversetzung wuchsen die Inseln an, doch auch noch in den 1950er Jahren waren Steinwarder und Graswarder voneinander getrennt. Heute bilden sie gemeinsam den Nehrungsharken und noch immer „wächst“ der Graswarder weiter. Damit ist es eines der wenigen Schutzgebiete, die durch natürliche Sedimentanspülung an Fläche zunehmen (DIEHL & DIEHL 1986).

Eines der Hauptziele des NSG Graswarders ist der Schutz der etwa 40 Brutvogelarten (NABU 2014). Sowohl Sing- als auch Küsten- und Meeresvögel sind hier heimisch und viele Zugvögel nutzen die Halbinsel auf ihrer Reise als Rastplatz.

Das NSG wird durch den Naturschutzbund Deutschland e.V. (NABU) betreut. Das Gebiet ist ein beliebtes Touristenziel an der Küste Schleswig-Holsteins. Naturkundliche Führungen durch die Salzwiesen oder Vogelbeobachtungen sind während der Sommermonate für Interessenten möglich.

## 2.2 Die Stationen der Beprobungskampagnen

Für die Beprobung des Gebietes und zur Datenerhebung wurden insgesamt 26 Stationen ausgewählt, die jeweils zwei Mal beprobt wurden. Das Gebiet befindet sich innerhalb des 54. Längen- und zwischen dem 10. und 11. Breitengrad. Die Stationen der Probenentnahme (Koordinaten dieser siehe [Anhang](#)) liegen innerhalb folgender vier Sektionen: neben den Lagunen des Naturschutzgebietes (GW 1-16) befinden sich die übrigen Stationen in Ufernähe des Sees Eichholz (EH 1-3), dem Binnensee (Stationen BS 1-4) und dem Yachthafen (YH 1-3). Die folgende Karte (Abb. 2) zeigt das Gebiet der Probenentnahme mit den vier Sektionen und deren Stationen.



*Abbildung 2: Beprobungsgebiet mit den Sektionen Eichholz (EH), Binnensee (BS), Yachthafen (YH) und NSG Graswarder (GW) mit den 26 Stationen der Beprobung. Von den grün markierten Stationen liegen nur die November-Daten vor; Daten der orange markierten Stationen sind sowohl vom November 2013 als auch vom April 2014 vorhanden und in die Auswertung eingeflossen.*

In den Sektionen gibt es keinen Süßwasser-Zulauf durch Flüsse oder Bäche. Der See Eichholz geht durch einen schmalen Durchlass in den Binnensee über, der wiederum durch ein Wehr in den Yachthafen mündet. Durch Wohngebiete, Ferienanlagen und den Tourismus sind die beiden Seen stark von menschlichem Einfluss geprägt. Besonders in den Sommermonaten dient der Yachthafen außerdem bis zu 900 Booten als Liegeplatz. Der Yachthafen befindet sich in direkter Nähe zur Halbinsel Graswarder bzw. zu dem Naturschutzgebiet. Die Halbinsel ist zum Teil mit Strandvillen bebaut. Neben einer Schotterstraße und einem kleinen Strandabschnitt ist der Nehrungshaken für Menschen jedoch größtenteils unzugänglich. Die Lagunen sind in südlicher Richtung zur Stadt Heiligenhafen gewandt und haben im Osten Verbindung zur offenen Ostsee.

Aus zeitlichen Gründen konnten nicht alle 26 Stationen der April-Exkursion im Rahmen dieser Bachelorarbeit ausgewertet werden. Um jedoch ein möglichst breites Spektrum der Daten abzudecken, wurden insgesamt neun Stationen (EH 1; BS 2; YH 1, 2; GW 1, 9, 10, 15, 16) aus allen vier Gebieten ausgewählt (Vgl. Abb. 2). Die Auswertung dieser Arbeit umfasst gesamt betrachtet 35 Proben aus beiden Beprobungskampagnen.

### **2.3 Feldarbeit: Die Entnahme der Proben**

Zu zwei unterschiedlichen Jahreszeiten wurden die Beprobungskampagnen im Graswarder durchgeführt. Die Ergebnisse werden in dieser Bachelorarbeit aufgeführt und ausgewertet.

Im November 2013 (11.-14.11.2013) wurden von Mitarbeitern des IOW Proben der 26 Stationen um den Graswarder entnommen. Die Nutzung der Daten für diese Bachelorarbeit wurden erst im Nachhinein beschlossen. Die zweite Entnahme erfolgte im April 2014 (22.-25.04.2014) durch IOW-Mitarbeiter sowie der Autorin und dient, neben der Erstellung dieser Bachelorarbeit, zu der Erweiterung der Daten aus dem November. Beide Kampagnen zur Probenentnahme wurden mit identischer Arbeitsweise und Methoden (angelehnt an die Beprobung küstennaher Bereiche und der Offshore-Kampagnen des IOW) durchgeführt. Diese sind im Folgenden aufgeführt:

Die 26 Stationen der Probenentnahme befinden sich in konstanter Wassertiefe zwischen 0,5 und 1 m, sodass die Entnahme der Proben vom Ufer durch Waten erfolgte. In einem GPS-Gerät wurden die Koordinaten der Stationen während der November-Kampagne gespeichert (siehe Anhang), um die Vergleichbarkeit der Werte mit denen der April-Kampagne gewährleisten zu

können. Zuerst wurden an jeder Station die Wassertemperatur und der Salzgehalt mit einer Handsonde („WTW Cond. 1970i“) gemessen.

Mit einem Stechrohr („Stechrohr 1, Steffi“ mit 0,00785 m<sup>2</sup> Bezugsfläche; Weiterentwicklung eines, während der Diplomarbeit ZETTLERs und dem Lehrstuhl Meeresbiologie an der Universität Rostock, entworfenen Stechrohrs, 1993) wurden je eine Sediment- und drei Endofauna-Proben entnommen. Das Stechrohr (siehe Anhang) wird dafür, ähnlich wie ein Spaten, etwa 30 cm tief in den Meeresboden hinein gedrückt. Durch einen erzeugten Unterdruck kann das Probenmaterial mit dem Stechrohr isoliert werden (Abb. 3).

Die oberen Schichten der Sedimentprobe wurden in einen Probenbehälter gefüllt. Außerdem wurde der Sedimenttyp vor Ort vorläufig eingeschätzt und dokumentiert.

Die Probenauswertung der Stechrohrkerne dient als Datenquelle der quantitativen Analyse (Endofauna des Weichsubstrates). Die Proben wurden vor Ort durch ein Handsieb mit einer Maschenweite von 1 mm von überschüssigem, abiotischen Material getrennt und gewaschen. Das Zoobenthos mit dem verbleibenden Substrat wurde in Kautexgefäßen in einem etwa 4 %igen Formalin-Seewasser-Gemisch fixiert.



*Abbildung 3: Stechrohr "Steffi" mit Epifaunaprobe. Mit dem abgebildeten Handsieb wird die Probe vor Ort gewaschen und von übrigem Material (> 1 mm) getrennt.*

Um Daten für eine qualitative Auswertung der Proben zu erhalten, wurde eine Dredge („Kesch Nr.2“ mit 1 mm Maschenweite) bodennah mit tierischem Material (Epifauna) gefüllt. Diese Proben wurden gewaschen und in Probenbehältern fixiert (s.o.). An der Station YH 02 erzielte man eine weitere Probe mit einem sog. Pfahlkratzer, mit dem das aufsitzende Makrozoobenthos an einigen Stegpfählen des Yachthafens entnommen wurde. Bei der

Auswertung fließt das Ergebnis des Pfahlkratzers jedoch mit in die Dredgenprobe ein und wird somit nicht gesondert aufgeführt.

Alle Probenbehälter wurden von außen sichtbar mit Stationsnummer und Datum der Entnahme beschriftet. Zusätzlich wurde je ein Pergamentpapier mit den selbigen Daten in dem Probenbehälter belassen. Die Sedimentproben lagerten kühl.

Der Sauerstoffgehalt wurde mittels automatischer Titration nach Winkler ermittelt (ROHDE et al. 1979). Dafür wurde während der April-Kampagnen an 14 Stationen zwei Winklerflaschen (je 50 ml) bodennah mit Wasser befüllt. Die Flaschen müssen frei von eingedrungener Luft sein. Zur Vorbehandlung wurden diese Proben vor Ort mit je 0,5 ml Manganchlorid ( $MnCl_2$ ) und 0,5 ml einer alkalischen Kaliumiodid-Lösung versetzt. Die Flaschen wurden erneut luftblasenfrei verschlossen und für etwa eine Minute kräftig geschüttelt, bis sich ein Niederschlag bildete. Die Flaschen mussten für eine Stunde (maximal 24 Stunden) im Dunkel lagern, bevor die Messungen vorgenommen werden konnten.

## **2.4 Laborarbeit: Die Arbeitsweisen und Auswertung der Proben**

### **2.4.1 Die Messung des Sauerstoffgehalts**

Um die Sauerstoffbestimmung vorzunehmen, wurden 10 ml Kaliumjodatlösung (0,02 N), 35 ml destilliertes Wasser, 1 ml einer 50 %igen Schwefelsäure ( $H_2SO_4$ ) und 10 ml einer 5 %igen Kaliumiodidlösung (KJ) in ein Becherglas gegeben. Der Titer der Lösung wurde mit der Titrationsanlage („*Titro Line 6000*“) bestimmt.

Die Wasserproben wurden geöffnet und jede Winklerflasche mit je 0,5 ml einer 50 %igen Schwefelsäure versetzt, um den Niederschlag aufzulösen. Die Flaschen wurden verschlossen und erneut geschüttelt, bis die Probe eine homogene Flüssigkeit darstellte.

Die Flüssigkeit wurde vollständig in ein Becherglas mit einer Elektrode überführt und auf den Magnettisch der Anlage gestellt. In das Programm des Titrationsgerätes mussten nun Informationen, wie z.B. das Flaschenvolumen, eingegeben werden, bevor der Titrationsverlauf gestartet werden konnte. Die Titrationsgeraden und -daten erstellte das Programm des Gerätes selbstständig, sodass diese zur Auswertung bereit lagen.

#### 2.4.2 Bestimmung der Sedimentproben auf Korngröße

Der Sedimenttyp der Stationen wurde bei der Probenentnahme im Feld eingeschätzt und dokumentiert. Mit Hilfe dieser Einschätzungen konnten die Sedimentproben im Labor in **a)** Schlick und schlickigen Feinsand und **b)** grobes Sediment eingeteilt werden. Alle Proben mussten gut trocknen (entweder für etwa eine Woche an der freien Luft oder für mindestens 24 Stunden im Trockenschrank).

Die Proben, die **Schlick** bzw. **schlickigen Feinsand** enthielten (eingeschätzte Korngröße  $\leq 1000 \mu\text{m}$ ), bearbeitete man mit dem Gerät „*Cilas 1180 L*“. Beim Schlick wurden etwa 0,1 bis 0,2 g der getrockneten Probe in ein Becherglas eingewogen und mit 30 ml destilliertem Wasser und 10 ml 30%iger Wasserstoffperoxid-Lösung ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ) versetzt. Das Becherglas wurde dann für 10 Minuten einem Ultraschallbad ausgesetzt und mit 1-3 ml Calgon-Lösung (gesättigte Natriumpolyphosphat-Lösung) vermischt.

Bei Sedimentproben aus schlickigem Feinsand wurde 0,5 bis 1 g der gut durchmischten und getrockneten Probe abgewogen. Eine weitere Vorbehandlung, wie bei schlickhaltigen Proben, hat nicht stattgefunden.

Das Gerät („*Cilas 1180 L*“) und das damit interagierende Programm „*Size Expert*“ startete. Der Messvorgang der Sedimentprobe mittels Lichtdurchlässigkeit begann automatisch und die Messergebnisse wurden in einer separaten Datenverwaltung gespeichert. Später konnten diese Dateien ins Programm Microsoft Excel 2013 exportiert werden.

Bei **groben Proben** findet eine Trockensiebung statt, um die Korngrößen der Sedimente zu bestimmen. Die Siebmaschine enthielt dafür Siebe zwischen 63-2000  $\mu\text{m}$  Maschenweite (eine Auffangschale und Siebe mit je 63, 90, 125, 180, 250, 355, 500, 710, 1000, 1400 und 2000  $\mu\text{m}$  Maschenweite; wenn nötig zusätzlich zwei weitere Siebe mit 2500 und 4000  $\mu\text{m}$  Maschenweite).

Zunächst wurde mittels einer Waage das Leergewicht der Siebe bestimmt und in das Programm „*Easy Sieve*“ eingegeben. 100 g der Sedimentprobe wurden abgewogen und auf das größte Sieb (hier 2000 bzw. 4000  $\mu\text{m}$  Maschenweite) gegeben und verteilt. Die Siebe wurden aufeinander gestapelt (größtes Sieb mit Probe nach oben, Siebe mit abnehmender Maschenweite folgend), in den Siebturm eingespannt und die Messung startete. Die Maschine rüttelte mittels 10 s-Intervallen für 10 Minuten das Sediment durch. Nach der Siebung wurden

die Siebe erneut gewogen, um den Anteil der unterschiedlichen Korngrößen zu bestimmen. Mit Hilfe des Programms der Siebmaschine konnten die eingetragenen Gewichte ausgewertet und Sediment-Protokolle erstellt werden. Im Ergebnis beziehen sich die Korngrößen einer Sedimentprobe auf die Mediane der bestimmten Werte.

#### **2.4.3 Bestimmung des Organischen Gehaltes im Sediment**

Die Sedimentproben wurden gewogen (Bestimmung des Feuchtgewichtes, FG) und anschließend im Trockenschrank getrocknet, um das Trockengewicht (TG) feststellen zu können. Im letzten Schritt wurden die Proben verascht und das Gewicht erneut bestimmt (aschefreies Trockengewicht, AFTG).

Der organische Gehalt (OG) des Sediments wurde mit dem Programm Microsoft Excel 2013 aus der Differenz des TG und des AFTG einer Sedimentprobe errechnet. Die relativen Häufigkeiten des organischen Gehalts einer Gesamtprobe dienen als Vergleichsdaten zwischen den Stationen im Beprobungsgebiet.

#### **2.4.4 Quantitative Datengewinnung der Stechrohrproben**

Die Inhalte der Gefäße der Stechrohrproben wurden im Labor in einem Handsieb (0,5 mm Maschenweite) unter Leitungswasser gewaschen, um das Formol zu entfernen und überschüssiges Material (< 0,5 mm) von der Probe zu trennen. Wenn nötig wurde der Überstand einer Probe genommen. Das Probenmaterial wurde in eine Schale überführt. Entsprechend kleine Mengen davon wurden in eine Fotoschale gegeben, mit Leitungswasser aufgefüllt und unter einem Binokular (16fache Grundvergrößerung, Zoom-Faktor 1:8) betrachtet. Die gefunden Organismen wurden mit Hilfe der Literatur (siehe Anhang) bestimmt, an Hand der Taxa in kleinen Gefäßen sortiert und gesammelt. Die einzelnen Fotoschälchen kontrollierte man doppelt, um ein Übersehen von Organismen in der Probe zu vermeiden. Danach konnte das übrige Probenmaterial verworfen werden.

Die Organismen wurden möglichst bis zur Art (niedrigste systematische Stufe) bestimmt. Bei den Tubificidae wurden nur *Heterochaeta costata*, *Paranais litoralis* und *Tubificoides benedii* bis zur Art und *Chaetogaster* bis zur Gattung bestimmt; alle übrigen Individuen sind als Familie Tubificidae zusammengefasst. Ebenso gruppiert wurden die Familien Chironomidae und Halacaridae, die Ordnungen Coleoptera und Diptera, die Klassen Turbellaria und der Stamm

Nemertea. Bei den Nemertea wurden wiederum *Cyanophthalma obscura* und *Lineus ruber* als Arten unterschieden.

Hydrozoa und Bryozoa wurden nur als „vorhanden“ in die Artentabelle eingetragen, da die Anzahl dieser Tiere durch ihre Lebensform<sup>3</sup> häufig nicht bestimmbar ist.

Die Individuenanzahl der gesammelten Taxa wurde bestimmt und protokolliert, ebenso wie die Biomasse (Feuchtgewicht, FG). Das Trockengewicht und das aschefreie Trockengewicht (AFTG) wurden mit Hilfe von Umrechnungsfaktoren errechnet, die in der IOW-Datenbank für alle benthischen Ostseeorganismen vorliegen. Die statistische Auswertung wird im Kapitel 2.4.6 beschrieben.

Da an den 35 Stationen je drei Hols mit dem Stechrohr erfasst wurden, wurde jedes Hol für sich bearbeitet und protokolliert. Die drei Einzelergebnisse wurden jedoch in einem gemeinsamen Stationsprotokoll zusammengefasst. Die in dieser Arbeit dargestellten Ergebnisse werden nie auf Hol-Ebene betrachtet, sondern beziehen sich immer auf die Gesamtdaten der Stationsprobe.

#### 2.4.5 Qualitative Datengewinnung der Dredgenproben

Die Inhalte der Gefäße wurden ebenso gewaschen wie die der Stechrohrproben (s.o.). Das Probenmaterial wurde in eine Fotoschale gegeben und die Taxa bestimmt, jedoch nicht gesammelt und gewogen, da diese Auswertung qualitativer Art ist und somit nur die Breite des Artenspektrums wiedergeben soll. Die vorhandenen Taxa wurden protokolliert und ihr Vorkommen in Häufigkeitsklassen nach dem ACFOR-System<sup>4</sup> eingeschätzt (CRISP & SOUTHWARD 1958).

#### 2.4.6 Statistische Gemeinschaftsanalysen

Aus den gezählten Arten der quantitativen Proben erfolgte die Berechnung der Artabundanzen (Ind/m<sup>2</sup>). Unter Abundanz versteht man die Populationsdichte einer Art in einem betrachteten Gebiet bzw. die Anzahl der Individuen dieser Art in einem bestimmten Raum (SCHUBERT 1991). Statistischen Auswertungen (Clusteranalyse, Multidimensionale Skalierung,

<sup>3</sup> Hydrozoa und Bryozoa sind z.T. in Kolonien lebende Organismen

<sup>4</sup> Die beobachteten Arten werden mit abnehmender Individuenzahl in die Häufigkeitsklassen *abundant* ( $\geq 101$ ), *common* (51-100), *frequent* (16-50), *occasional* (6-15) und *rare* (1-5) eingeteilt.

Varianzanalyse) für die Beschreibung der Benthosgemeinschaften wurden mit dem Programm Primer 6 durchgeführt.

Die Rohdaten wurden mit Primer 6 unterschiedlich transformiert (Quadratwurzel bei den quantitativen Analysen; presence/absence-Funktion bei den qualitativen Analysen). Durch diese Modifizierung verbessert sich die Vergleichbarkeit der Daten.

Die Ähnlichkeiten der Proben wurden nach BRAY und CURTIS (1957) in einer Ähnlichkeitsmatrix angegeben. „Die Bray-Curtis-Ähnlichkeit bildet Gradienten in der Artzusammensetzung oft hinreichend gut ab und ist daher von fundamentaler Bedeutung für ökologische Fragestellungen (LEYER & WESCHE 2007)“.

Mit den transformierten Daten der Ähnlichkeitsmatrizen lassen sich multivariate Verfahren durchführen. Für die Dredgen- und Stechrohrproben wurden jeweils zwei Clusteranalysen erstellt, die durch Dendrogramme veranschaulicht werden. Zusätzlich wurden mit den Daten der gesamten Proben (in ihrer qualitativen Form) eine Multidimensionale Skalierung (MDS) und eine Varianzanalyse (ANOVA) durchgeführt.

Aus den quantitativen Daten der Stechrohrproben wurden  $S$  (Anzahl der Arten) und  $N$  (Artabundanz, Ind/m<sup>2</sup>) bestimmt. Außerdem wurden einige ökologische Indizes errechnet.

Mit dem **Shannon-Index  $H'$**  (SHANNON & WEAVER 1976) kann die Artenvielfalt der Proben ermittelt werden:

$$H' = - \sum_{i=1}^S p_i \ln p_i$$

Dabei stellt  $p_i$  die relative Häufigkeit der Abundanz der Art  $i$  dar.

Zeigt  $H'$  einen hohen Wert, so ist die Diversität im betrachteten Gebiet bzw. der Probe als hoch zu bewerten; zeigt  $H'$  einen kleinen Wert an, ist die Wahrscheinlichkeit eine bestimmte Art  $i$  in der Artenzusammensetzung nachzuweisen sehr hoch, sodass das Artenreichtum bzw. die Diversität als gering einzuschätzen ist.

Die **Rarefaction  $ES(n)$**  nach HURLBERT (1971) beschreibt die erwartete Artenzahl in einer Probe, abhängig von der dort bestehenden Individuenzahl  $n$ . Die Ergebnisse beziehen sich auf den  $ES(50)$ -Wert bzw. eine Probe mit 50 Individuen.

### 3. Ergebnisse

#### 3.1 Grundparameter der Abiotik und Biotik

##### 3.1.1 Temperatur, Salinität und Sauerstoff-Gehalt

Die Wassertemperatur und der Salzgehalt wurden an jeder Station sowohl in der November-, als auch in der April-Kampagne gemessen. Zusätzlich wurde im April 2014 an ausgewählten Stationen der Sauerstoffgehalt (kurz über dem Meeresboden) gemessen.

Die Ergebnisse sind in der Tabelle 1 zusammen gefasst.

*Tabelle 1: Temperatur, Salz- und Sauerstoffgehalt der Stationen beider Messkampagnen*

Stationen	November 2013		April 2014					
	Temperatur [°C]	Salinität [‰]	Temperatur [°C]	Salinität [‰]	O <sub>2</sub> -Gehalt [mg/l]			
<b>EH 01</b>	6,0	13,1	13,6	15,1	7,23			
<b>EH 02</b>	7,2	13,1						
<b>EH 03</b>	6,0	13,2						
<b>BS 01</b>	6,1	12,6	13,8	15,8				
<b>BS 02</b>	6,4	13,4						
<b>BS 03</b>	7,5	12,9						
<b>BS 04</b>	7,1	15,2						
<b>YH 01</b>	7,2	15,4	12,4	15,0	6,76			
<b>YH 02</b>	7,1	15,5	11,7	14,8				
<b>YH 03</b>	7,1	15,9						
<b>GW 01</b>	5,8	14,7	13,2	14,8				
<b>GW 02</b>	8,1	16,2						
<b>GW 03</b>	6,3	15,4						
<b>GW 04</b>	6,5	15,6						
<b>GW 05</b>	7,3	16,3						
<b>GW 06</b>	7,8	16,5						
<b>GW 07</b>	7,3	15,7						
<b>GW 08</b>	6,2	15,0						
<b>GW 09</b>	4,6	15,1				9,8	14,6	6,91
<b>GW 10</b>	5,8	15,9				11,3	15,5	
<b>GW 11</b>	6,0	16,1						
<b>GW 12</b>	5,0	11,5						
<b>GW 13</b>	5,9	15,1						
<b>GW 14</b>	5,8	15,5						
<b>GW 15</b>	6,3	15,7				9,4	17,1	7,36
<b>GW 16</b>	6,1	15,6				10,7	15,2	7,69

Die Wassertemperatur im November lag zwischen 4,6 °C und 8,1 °C (Mittelwert 6,5 °C). Die Wassertemperatur stieg zum April hin im Mittel um etwa 5,5 °C an (Minimum bei 9,4 °C; Maximum bei 13,8 °C).

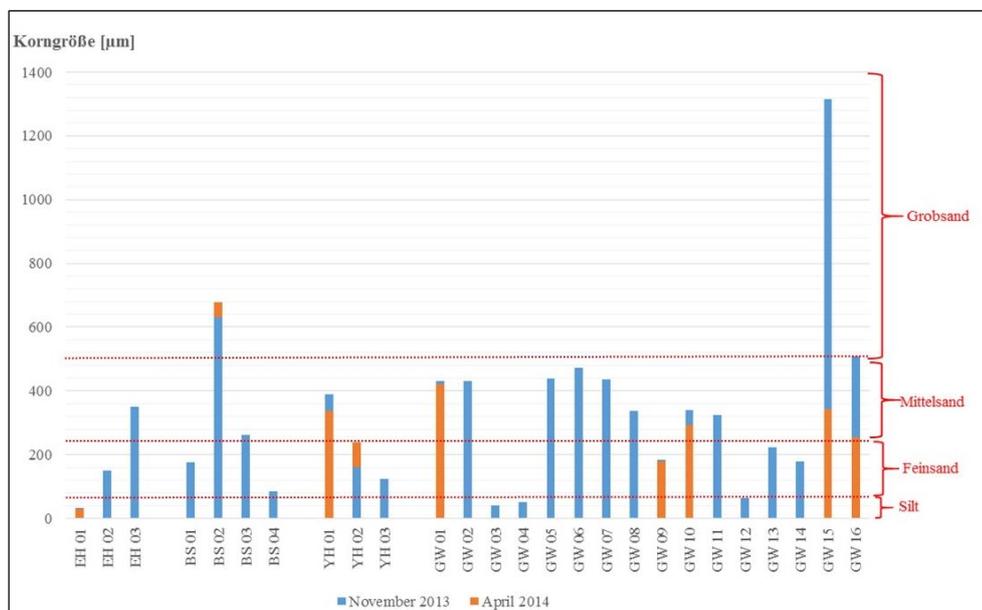
Der Salzgehalt des Wassers erhöhte sich im Mittel von etwa 14,9 ‰ im November auf 15,2 ‰ im April. Innerhalb des Beprobungsgebietes ist ein leichter Anstieg der Salinitätswerte von Westen nach Osten bzw. Süden nach Norden festzustellen. Andeuten lässt sich dies

beispielsweise am Vergleich der Salinitäten der Stationen EH 01 (13,1 ‰, Nov'13; 15,1 ‰, Apr'14) und GW 15 (15,7 ‰, Nov'13; 17,1 ‰, Apr'14), die auf der West-Ost-Achse am weitesten voneinander entfernt sind. GW 15 ist dabei die Station mit einer direkten Verbindung zum offenen Meer, da sie sich am Ostende des Nehrungsharkens Graswarder befindet.

Der Sauerstoff-Gehalt des Wassers liegt im Mittel bei 7,1 mg/l. Da keine Vergleichswerte aus dem Gebiet vom November vorliegen und das IOW bisher kaum küstennah Sauerstoff-Proben entnommen hat, werden diese Werte im Folgenden nicht weiter bewertet.

### 3.1.2 Korngrößen der Sedimentanalyse

Die Mediane der Korngrößen (Abb. 4) liegen zwischen 30  $\mu\text{m}$  (EH 01, Apr'14) und 1315  $\mu\text{m}$  (GW 15, Nov'13).



*Abbildung 4: Einteilung der Sedimenttypen in die Sedimentklassen an Hand der unterschiedlichen Mediane der Korngrößen [ $\mu\text{m}$ ]. Die Korngrößen sind als aufeinander gestapelte Differenz-Säulen dargestellt.*

Die Tabelle 2 teilt die Korngrößen den verschiedenen Sedimenttypen zu (angelehnt an GRAY & ELLIOTT 2009).

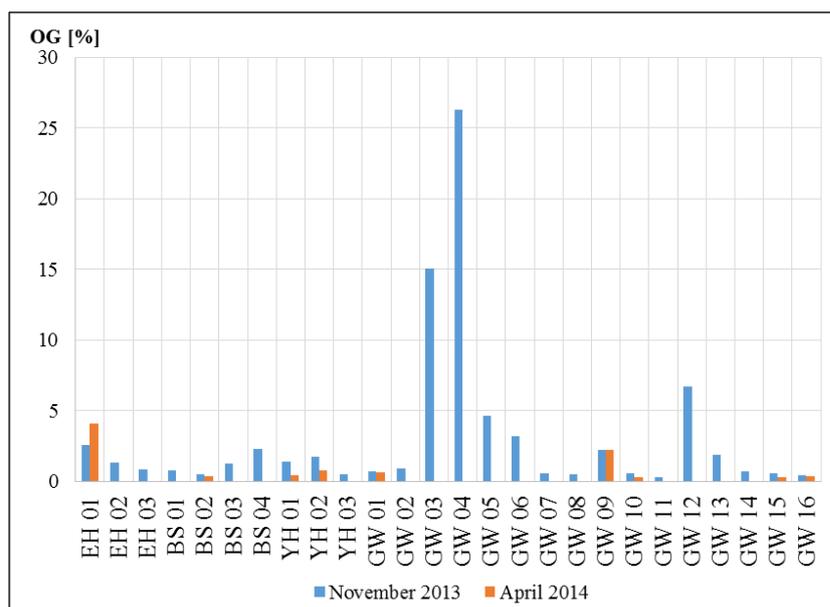
*Tabelle 2: Definition der Sedimenttypen bezüglich der Korngrößen*

Sedimenttyp	Korngröße [ $\mu\text{m}$ ]
Ton	< 4
Silt	4 - 63
Feinsand	64 - 250
Mittelsand	251 - 500
Grobsand	501 - 2000
Kies	> 2000

Wie in Abbildung 4 dargestellt liegen im Untersuchungsgebiet vier unterschiedliche Sedimenttypen vor, vorwiegend jedoch Fein- und Mittelsand. Der Mittelwert der Korngrößen befindet sich bei 311  $\mu\text{m}$ . Nur an drei der 35 Stationen (BS 02, Nov'13 und Apr'14; GW 15, Nov'13; GW 16, Nov'13) ist die Korngröße so hoch, dass das Sediment als Grobsand eingestuft wird. Silt, mit einer sehr geringen Korngröße, gibt es im Bereich des Sees Eichholz (EH 01, Nov'13 und Apr'14) und an einigen nördlichen Stationen des Lagunengebietes Graswarder (GW 03, Nov'13; GW 04, Nov'13 und Apr'14; GW 12, Nov'13 und Apr'14).

### 3.1.3 Organischer Gehalt des Sediments

Die relative Häufigkeit der Organik des Sediments wurde errechnet und ist in Abbildung 5 dargestellt.



*Abbildung 5: Organischer Gehalt [%] im Sediment der Stationen des Beprobungsgebietes*

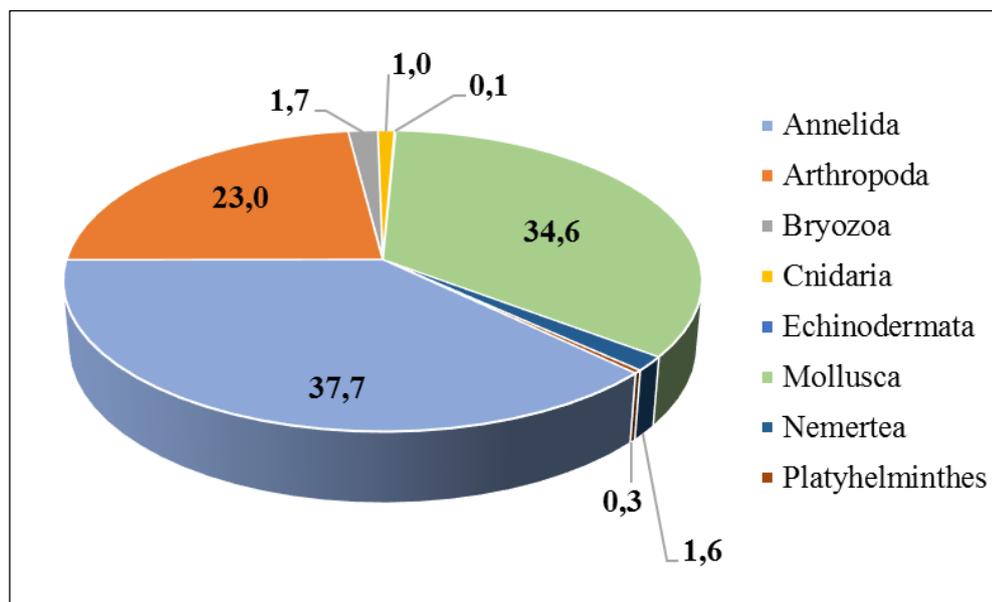
Die Werte des organischen Gehaltes (OG) zeigen kaum Abweichungen zwischen den gleichen Stationen der zwei jahreszeitlichen Messkampagnen. Der Gehalt schwankt zwischen 0,30 % (GW 10, Apr'14) und 26,32 % (GW 04, Nov'13) und liegt im Mittel bei etwa 2,5 %. Auffällig ist, neben der Station GW 04, auch der besonders hohe OG an der Station GW 03 (15,03 %, Nov'13).

### 3.2 Ergebnisse der Endo- und Epifauna

In den Proben der Stechrohre und der Dredgen konnten 85 Organismengruppen des Makrozoobenthos nachgewiesen werden, davon wurden 77 bis auf die Art bestimmt. Die übrigen Organismen wurden als Nemertea (Phylum), Turbellaria (Klasse), Coleoptera und Diptera (Ordnung), Chironomidae, Enchytraeidae, Halacaridae und Tubificidae (Familie) und *Chaetogaster* (Gattung) zusammengefasst.

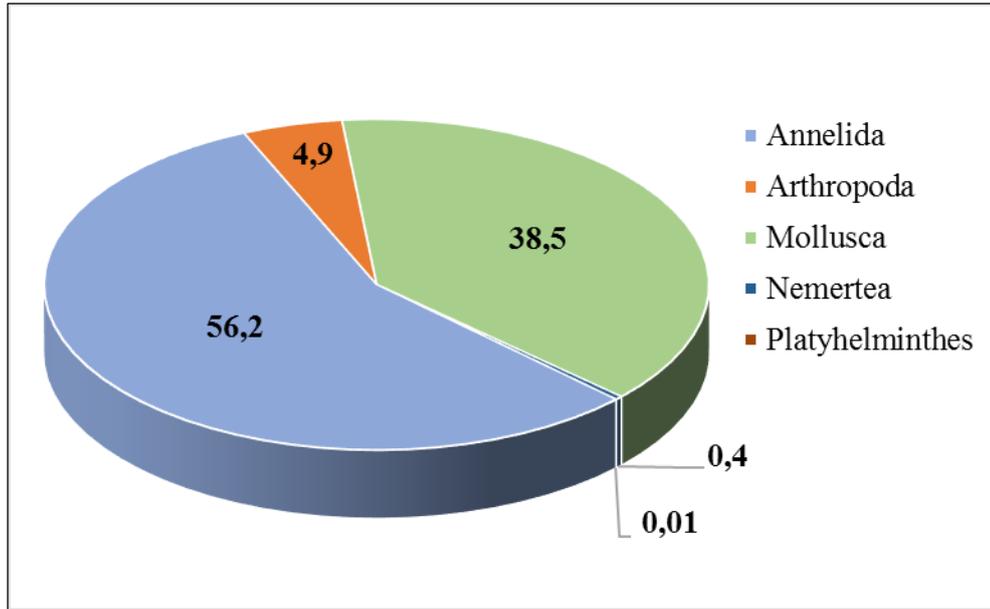
Im Anhang sind alle Organismen der 35 Proben in ihrer taxonomischen Reihenfolge aufgelistet.

Das nachgewiesene Makrozoobenthos lässt sich in **acht Phyla** unterteilen: die Annelida (Ringelwürmer), Arthropoda (Gliederfüßer), Bryozoa (Moostierchen), Cnidaria (Nesseltiere), Echinodermata (Stachelhäuter), Mollusca (Weichtiere), Nemertea (Schnurwürmer) und die Platyhelminthes (Plattwürmer). Die vorkommenden Phyla der Biozönosen sind im Folgenden dargestellt (Abb. 6a, b und c). Abbildung 6a zeigt die relative Häufigkeit der Phyla aller Proben (Stechrohre und Dredgen). Abbildung 6b zeigt die Anteile der Phyla in den Stechrohren und Abbildung 6c die der Dredgen.

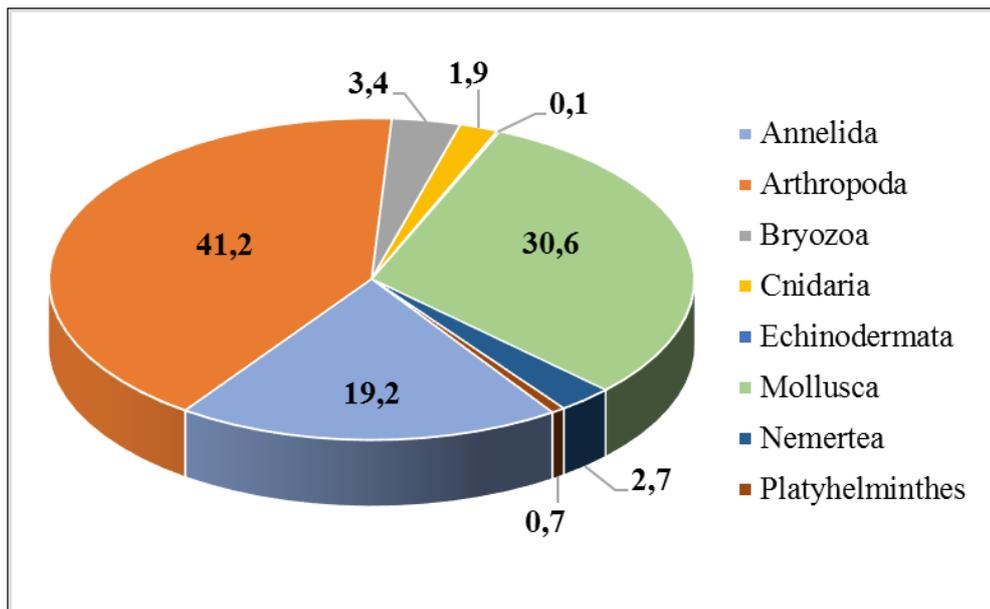


*Abbildung 6a: relative Häufigkeit der Phyla in den gesamten Proben*

Etwa 38 % der gesamten Proben enthalten Organismen, die zum Phylum der Annelida zählen, gefolgt von circa 35 % Mollusca. Etwa 23 % der Gesamtanzahl stellen die Arthropoda dar. Die übrigen Phyla sind nur mit einem kleinen Anteil vertreten.



*Abbildung 6b: Anteil der unterschiedlichen Phyla in den quantitativen Proben der Stechrohre [%]*



*Abbildung 6c: Anteile der unterschiedlichen Phyla in den qualitativen Proben der Dredgen [%].*

Bei den Proben der Stechrohre (vgl. Abb. 6b) finden sich hingegen insgesamt nur vier Phyla. Auch hier sind die Annelida mit etwa 56 % die größte Gemeinschaft neben den Mollusca (39 %). Die Arthropoda (ca. 5 %) und die Nemertea nehmen nur einen geringen Anteil der Individuen in den Stechrohren ein.

Die Proben der Dredgen enthalten wiederum Individuen aus allen acht vorkommenden Phyla. Den Großteil nehmen dabei die Arthropoda mit rund 41 % ein. Mollusca (31 %) und Annelida (19 %) sind die nächst größten Phyla.

Einige Individuen kommen in jeder Stationsauswertung vor, d.h. in allen Stationen der beiden Kampagnen. Diese Individuen zeigen dann eine sog. **Präsenz** von 100 %. Die beiden Mollusken *Ecrobia ventrosa* und *Peringia ulvae* zeigen diese 100 %ige Präsenz, gefolgt von *Hediste diversicolor* und den Tubificidae mit jeweils 97 %. In der Tabelle 3 sind die im Graswader vorkommenden Organismen in die vier Präsenzklassen „sehr häufig, häufig, verbreitet“ und „selten“ (nach SCHUBERT 1991) eingeteilt.

*Tabelle 3: Verteilung der nachgewiesenen Arten in die Präsenzklassen*

Präsenzkategorie "sehr häufig" (75-100 %)	Präsenzkategorie "häufig" (50-74 %)	Präsenzkategorie "verbreitet" (25-49 %)
<i>Cerastoderma glaucum</i>	Chironomidae	<i>Amphibalanus improvisus</i>
<i>Ecrobia ventrosa</i>	<i>Corophium volutator</i>	<i>Arenicola marina</i>
<i>Hediste diversicolor</i>	<i>Einhornia crustulenta</i>	<i>Capitella capitata</i>
<i>Heterochaeta costata</i>	<i>Gammarus tigrinus</i>	<i>Crangon crangon</i>
<i>Hydrobia acuta</i>	<i>Lekanesphaera rugicauda</i>	<i>Cyanophthalma obscura</i>
<i>Idotea chelipes</i>	<i>Neomysis integer</i>	Enchytraeidae
<i>Lekanesphaera hookeri</i>	<i>Palaemonetes varians</i>	<i>Eteone longa</i>
<i>Littorina saxatilis</i>	<i>Praunus flexuosus</i>	<i>Fabricia stellaris</i>
<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>	<i>Pygospio elegans</i>	<i>Hartlaubella gelatinosa</i>
<i>Mya arenaria</i>	<i>Tubificoides benedii</i>	<i>Heteromastus filiformis</i>
<i>Peringia ulvae</i>		<i>Jaera albifrons</i>
Tubificidae		<i>Lineus ruber</i>
		<i>Macoma balthica</i>
		<i>Monocorophium insidiosum</i>
		<i>Mytilus edulis</i>
		<i>Polydora cornuta</i>
		<i>Potamopyrgus antipodarum</i>
		<i>Pusillina inconspicua</i>
		<i>Rissoa membranacea</i>
		<i>Streblospio shrubsolii</i>
Präsenzkategorie "selten" (1-24 %)		
<i>Alcyonidium polyoum</i>	<i>Electra pilosa</i>	<i>Marenzelleria viridis</i>
<i>Alderia modesta</i>	<i>Elophila nymphaeata</i>	Nemertea
<i>Alitta succinea</i>	<i>Elysia viridis</i>	<i>Orchestia gammarellus</i>
<i>Asterias rubens</i>	<i>Farrella repens</i>	<i>Palaemon adspersus</i>
<i>Bylgides sarsi</i>	<i>Gammarus locusta</i>	<i>Paranais litoralis</i>
<i>Calliopius laeviusculus</i>	<i>Gammarus oceanicus</i>	<i>Parvicardium hauniense</i>
<i>Callopora lineata</i>	<i>Gammarus salinus</i>	<i>Platorchestia platensis</i>
<i>Chaetogaster</i>	<i>Gammarus zaddachi</i>	<i>Praunus inermis</i>
Coleoptera	<i>Gonothyrea loveni</i>	<i>Retusa obtusa</i>
<i>Cordylophora caspia</i>	Halacaridae	<i>Retusa truncatula</i>
<i>Coryne tubulosa</i>	<i>Heterotanais oerstedii</i>	<i>Sertularia cupressina</i>
<i>Cyathura carinata</i>	<i>Idotea balthica</i>	<i>Sinelobus stanfordi</i>
<i>Dipolydora quadrilobata</i>	<i>Ligia oceanica</i>	Turbellaria
Diptera	<i>Limapontia capitata</i>	
<i>Dynamena pumila</i>	<i>Littorina littorea</i>	

### 3.2.1 Quantitative Gemeinschaftsanalyse der Stechrohrproben

Die gesamte Artenzahl ( $S$ ) jeder Station ist in der Tabelle 4 dargestellt. Außerdem sind die Artenzahlen nach Stechrohr- und Dredgenproben aufgeschlüsselt. Zum Teil befinden sich die vorkommenden Arten in beiden Probentypen. Die Gesamtabundanz ( $N$ ) beziehen sich nur auf die quantitativen Stechrohrproben, ebenso wie die errechneten ökologischen Indizes  $H'$  und  $ES(50)$ .

Tabelle 4: Artenzahl (Gesamt, Stechrohre, Dredgen), Abundanz,  $ES(50)$ -Wert und Shannon-Index  $H'$

Stationen	November 2013						Stationen	April 2014					
	$S$ (gesamt)	$S$ (Stechr.)	$S$ (Dredgen)	$N$ [Ind/m <sup>2</sup> ]	$ES(50)$	$H'(\log_2)$		$S$ (gesamt)	$S$ (Stechr.)	$S$ (Dredgen)	$N$ [Ind/m <sup>2</sup> ]	$ES(50)$	$H'(\log_2)$
EH 01	19	14	18	18731	8	2,50	EH 01	25	15	17	21878	8	2,39
EH 02	24	19	19	55759	8	2,20	EH 02						
EH 03	23	20	19	25990	9	2,74	EH 03						
BS 01	23	14	19	19457	8	2,48	BS 01						
BS 02	33	22	26	36019	12	3,10	BS 02	26	22	20	28964	11	3,20
BS 03	32	18	21	36957	8	2,43	BS 03						
BS 04	30	24	19	55887	9	2,91	BS 04						
YH 01	44	29	34	69272	11	3,09	YH 01	40	17	36	17263	8	2,18
YH 02	36	28	24	57545	13	3,54	YH 02	33	22	24	30329	11	3,25
YH 03	29	13	27	15642	8	2,67	YH 03						
GW 01	27	18	25	35381	9	2,69	GW 01	27	17	25	33810	10	3,04
GW 02	29	19	22	25021	10	2,95	GW 02						
GW 03	11	10	5	6838	6	1,61	GW 03						
GW 04	23	11	19	6297	8	2,46	GW 04						
GW 05	21	12	15	18778	8	2,59	GW 05						
GW 06	20	12	13	24934	7	2,38	GW 06						
GW 07	17	14	10	20555	6	1,96	GW 07						
GW 08	25	16	20	26209	9	2,43	GW 08						
GW 09	23	11	20	9609	6	2,09	GW 09	28	15	20	14917	8	2,53
GW 10	28	16	25	21116	7	2,27	GW 10	31	17	27	12116	9	3,05
GW 11	31	20	22	50457	10	2,56	GW 11						
GW 12	18	8	16	12112	5	1,85	GW 12						
GW 13	22	10	20	19418	7	2,44	GW 13						
GW 14	25	13	23	12751	7	2,27	GW 14						
GW 15	28	12	25	8126	8	2,57	GW 15	38	22	20	28211	9	2,91
GW 16	24	12	19	39248	5	1,56	GW 16	16	10	14	9941	5	1,82

Die höchste Artenzahl zeigt die Station YH 01 (Nov'13) mit 44 Arten. An der Station GW 03 (Nov'13) wurden nur 11 Arten nachgewiesen, womit diese Station das geringste Artenspektrum zeigt. Die jahreszeitlich unterschiedlichen Stationen zeigen ähnliche Artenzahlen.

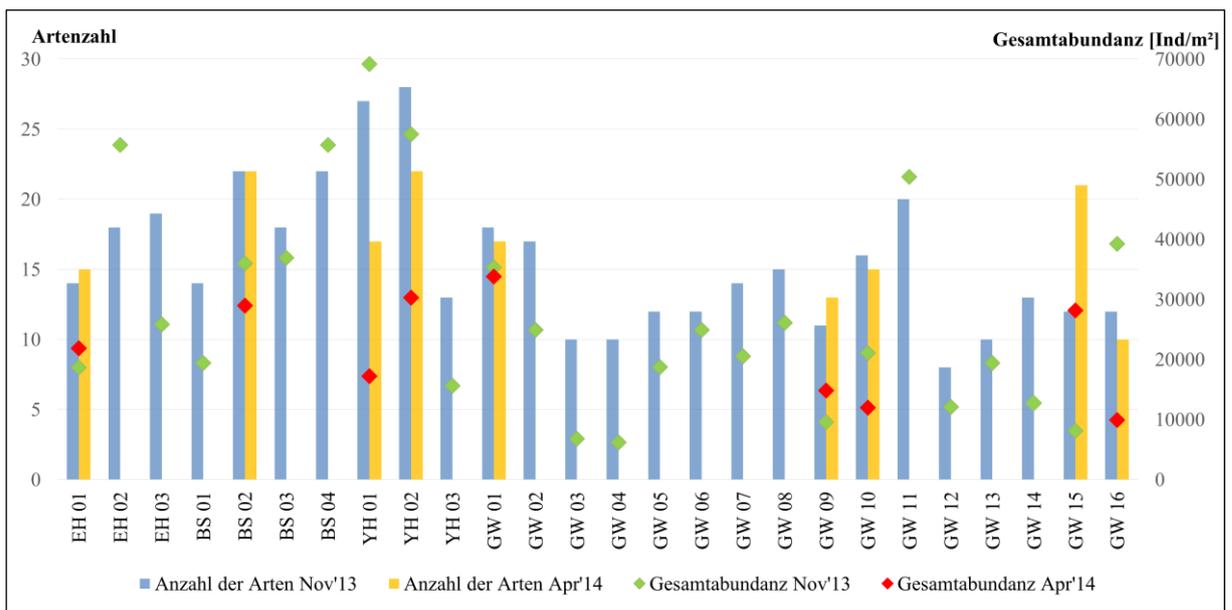
$ES(50)$  gibt an, wie viele Arten in einer Probe mit 50 Individuen gefunden werden. Im beprobten Gebiet bewegt sich dieser Wert zwischen 5 und 13 Arten je 50 Individuen. Geringe Artenzahlen kommen nach dem  $ES(50)$ -Wert nur in den östlichen Graswarder-Stationen vor.

Der Shannon-Index  $H'$  zeigt Werte zwischen 1,6 (GW 16, Nov'13) und 3,5 (YH 02, Nov'13). Die höheren Werte wurden für die Stationen des Binnensees, des Yachthafens und der westlicheren Graswarder-Stationen berechnet. Etwas niedrigere Werte zeigt der Eichholz und die östlichen Stationen der Nehrungshalbinsel zeigen die niedrigsten.

In den Stechrohrproben konnten 60 der insgesamt 85 Organismengruppen nachgewiesen werden. Um die Datenmengen zu reduzieren und effizienter auswerten zu können, wurden die

Ergebnisse maskiert (LEYER, WESCHE 2007). Dieser Begriff umschreibt einen Filtervorgang einer großen Datenmenge. Die seltensten Arten mit einer aufgetretenen Häufigkeit von  $< 2$  wurden im Folgenden aus der Analyse ausgeschlossen, sodass in die Auswertung der Stechrohrproben nun nur noch 45 Arten eingeflossen sind.

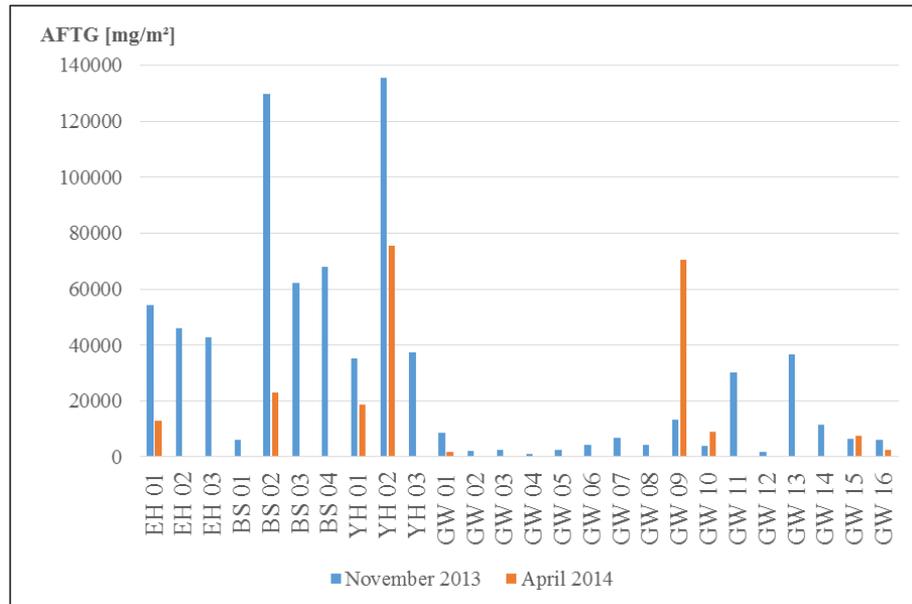
Abbildung 7 zeigt die Artenzahlen und die **Gesamtabundanzen** der 35 Messungen der gefilterten Daten (vgl. mit ungefilterten Daten siehe Tab. 4).



*Abbildung 7: Dargestellt sind die Stationen in Abhängigkeit ihrer Artenzahl (S der Stechrohre) und ihrer Gesamtabundanz [Ind/m<sup>2</sup>], gefilterte Daten. S (dargestellt als Säulen) wurde sowohl durch die Stechrohr- als auch durch die Dredgen bestimmt; die Abundanz (als Punkte dargestellt) bezieht sich auf die Ergebnisse der quantitativen Stechrohrproben*

Die höchste Gesamtabundanz mit 69.127 Ind/m<sup>2</sup> wurde für die Station YH 01 (Nov'13) errechnet, die niedrigste zeigt nur 6.242 Ind/m<sup>2</sup> (GW 04, Nov'13).

Die Ergebnisse der **Biomasse** der Organismen werden nur im aschefreien Trockengewicht (AFTG) angegeben, da das Feuchtgewicht (FG) eine zu große Fehlerquote beinhaltet und sich wenig zum Vergleich mit anderen Daten eignet. Abbildung 8 gibt das AFTG der Stationen an.

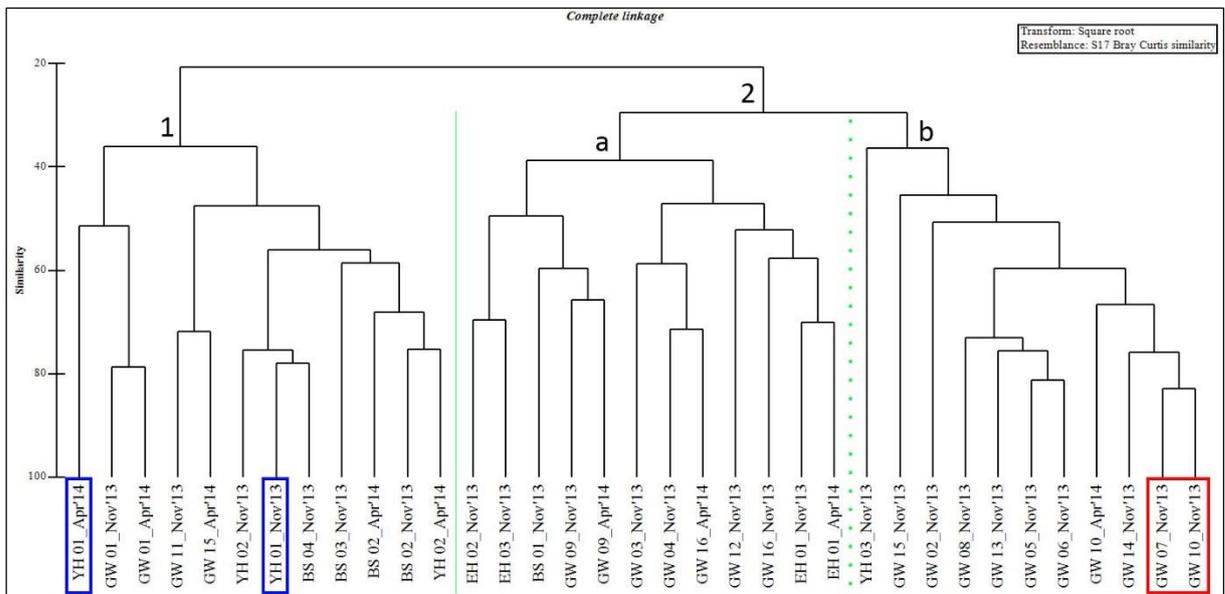


*Abbildung 8: Das aschefreie Trockengewicht (AFTG) der Stationen [mg/m<sup>2</sup>]*

Die Höchstwerte der Biomasse des AFTG wurden an den Stationen BS 02 (129.707 mg/m<sup>2</sup>, Nov'13) und YH 02 (135.550 mg/m<sup>2</sup>, Nov'13) gemessen. Neben diesen zeigen die meisten Stationen des Eichholz', des Binnensees und des Yachthafens Werte > 30.000 mg/m<sup>2</sup>, ebenso wie GW 09, GW 11 und GW 13. Mit 1239 mg/m<sup>2</sup> wurde an der Station GW 04 (Nov'13) die geringste Biomasse verzeichnet.

Für die **Clusteranalysen** wurden die Rohdaten der Stechrohrproben mit der Quadratwurzel transformiert. Diese Transformation eignet sich vor allem, um auch Arten mit mäßiger Abundanz in die Clusteranalyse einzubeziehen (CLARKE & WARWICK 1994).

In dem folgenden Dendrogramm (Abb. 9) wird das Ergebnis der Abundanz-gebundenen Clusteranalyse der Stationen dargestellt.



*Abbildung 9: Dendrogramm der Clusteranalyse der Stationen (Quantitative Stechrohrproben) nach der Bray-Curtis-Ähnlichkeit. Die Daten sind gefiltert (nur Arten mit einem Vorkommen >1 wurden berücksichtigt). Einteilung in Clustergruppierungen 1 und 2. Ähnliche Stationen sind farblich markiert.*

Es bilden sich zwei Hauptcluster (als Cluster 1 und 2 gekennzeichnet), die eine ca. 20 %ige Ähnlichkeit zueinander aufweisen (nach dem Bray-Curtis-Ähnlichkeitskoeffizienten). Ein Anteil des Clusterabschnittes 1 wird von den Stationen geprägt, die den Übergang von Binnensee zum Yachthafen darstellen; Clusterabschnitt 2 teilt sich in zwei große Untercluster (a und b), die mit einer Ähnlichkeit von knapp 35 % übereinstimmen. Abschnitt 2a enthält Stationen aus dem gesamten Beprobungsgebiet, Abschnitt 2b hingegen hauptsächlich Stationen aus dem östlichen Nehrungsharken Graswarder.

Die höchsten Ähnlichkeiten zeigen die Stationen GW 07 (Nov'13) und GW 10 (Nov'13) mit 82,9 % zueinander. Die gleichen Stationen der zwei jahreszeitlich unterschiedlichen Kampagnen stimmen häufig überein. GW 01, BS 02, YH 02 und EH 01 zeigen eine gemeinsame Ähnlichkeit  $\geq 70$  %; GW 09 und GW 10 gleichen sich in ihren Organismengemeinschaften  $\geq 60$  % und auch GW 16 und GW 15 mit  $\geq 50$  %. Nur der Vergleich von YH 01 zeigt mit 48,1 % die geringste Ähnlichkeit zwischen der gleichen Stationen der zwei Messkampagnen.

Eine weitere Clusteranalyse (Abb. 10) zeigt die Ähnlichkeit des Vorkommens der 45 betrachteten Arten. Daraus kann auf die Abhängigkeit und Gemeinschaftsbildung bestimmter Arten geschlossen werden.

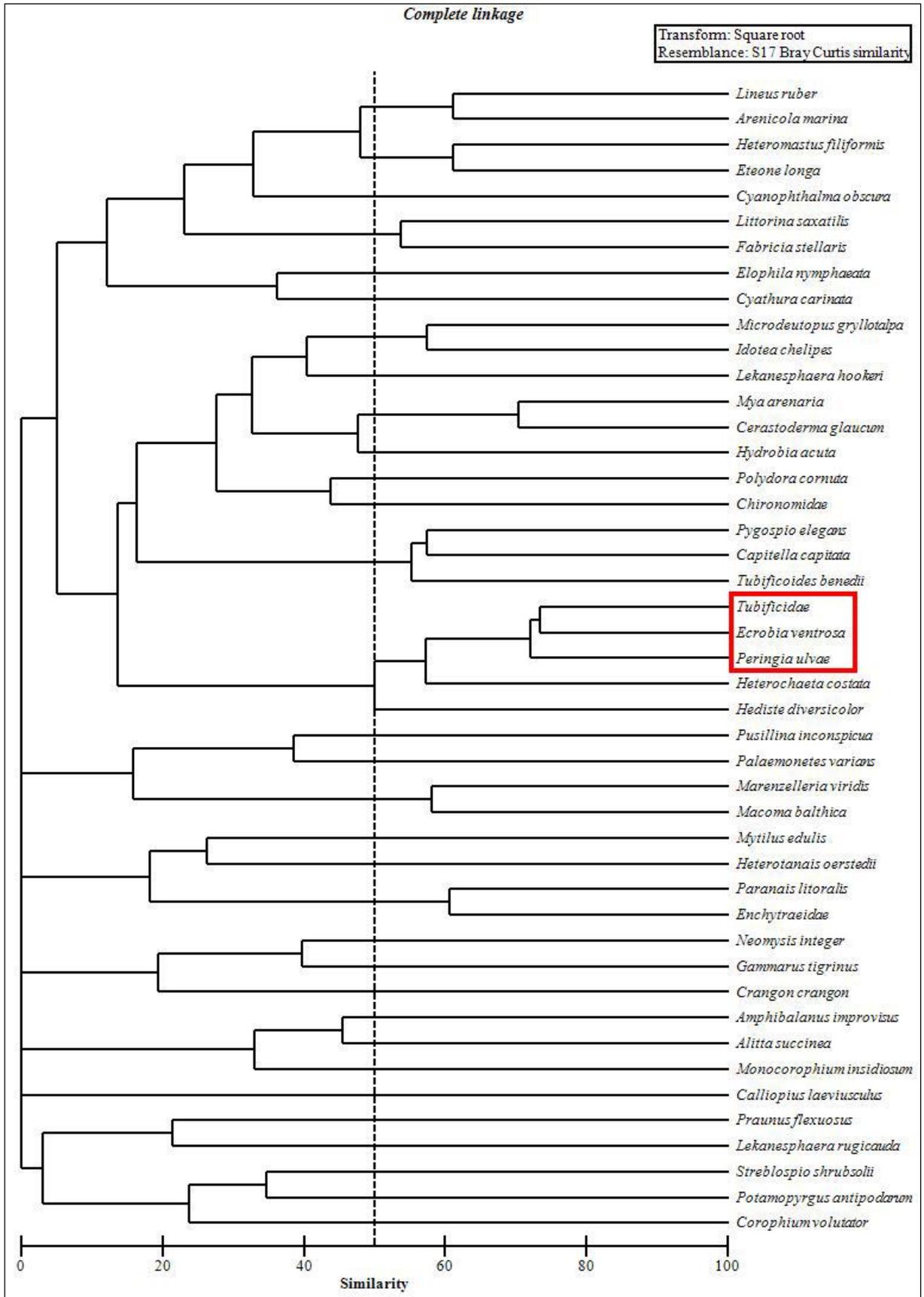


Abbildung 10: Dendrogramm der Clusteranalyse der Organismen (Quantitative Stechrohrproben) nach der Bray-Curtis-Ähnlichkeit (50 %-Ähnlichkeitsgrenze ist markiert). Die Daten sind gefiltert (nur Arten mit einem Vorkommen >1 wurden berücksichtigt). Hohe Ähnlichkeiten zwischen Arten sind rot markiert.

Eine hohe Gruppenclusterung, wie bei der Analyse der Stationen, ist nicht zu erkennen. Die Gruppierung von Organismen mit einer Ähnlichkeit  $\geq 50\%$  ist selten.

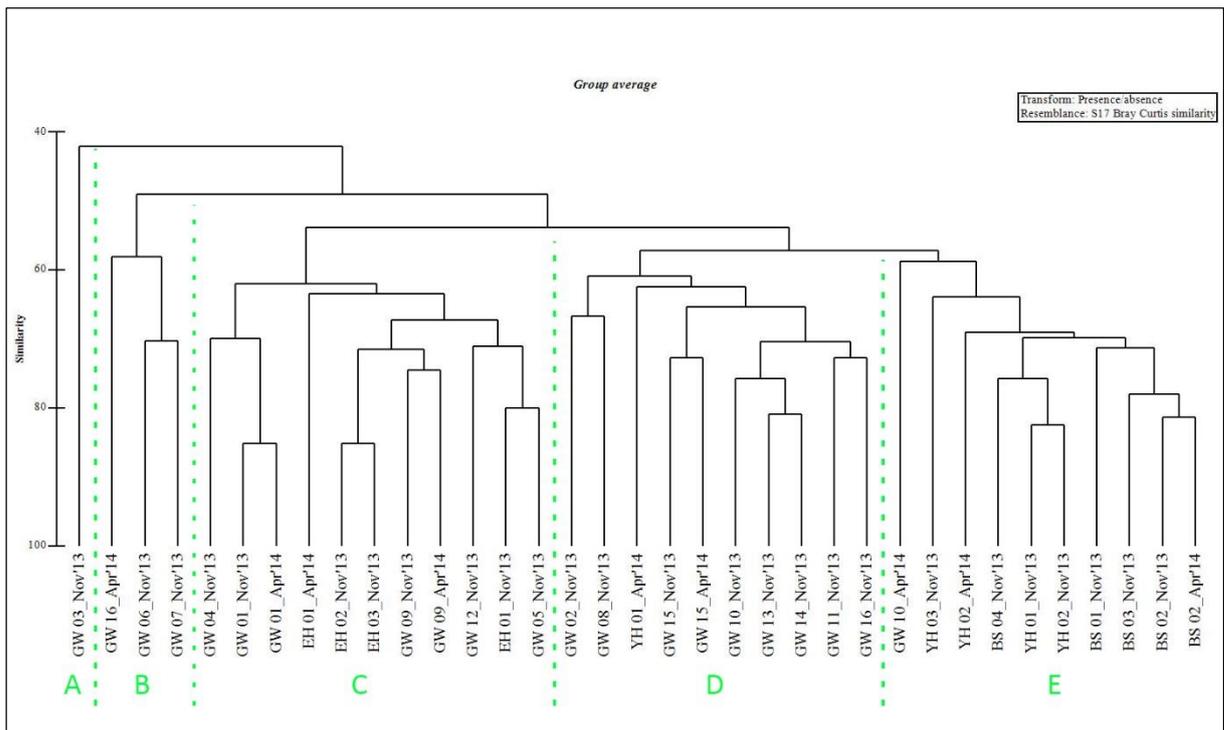
Die größten Ähnlichkeiten zeigen *Ecrobia ventrosa* und die Tubificidae mit 73 % bzw. *Ecrobia ventrosa* und *Peringia ulvae* mit 72 % (farbliche Markierung in Abb. 10).

### 3.2.2 Qualitative Gemeinschaftsanalyse der Dredgenproben

In den Dredgen konnten 79 der insgesamt 85 Organismengruppen nachgewiesen werden. Die Station YH 01 zeigt mit 36 Arten im April 2014 die höchste Artenzahl (s.o., Tab. 4).

Für die folgenden **Clusteranalysen** wurde nicht nur allein das Artenspektrum der Dredgen, sondern aller Proben, incl. der der Stechrohre, verwendet, um die Artenvielfalt in vollem Umfang zu betrachten. Somit wurden gewissermaßen auch die Stechrohre in ihrer qualitativen Form für die Auswertung verwendet.

Da es sich bei den Proben der Dredgen nur um eine qualitative Bestandsaufnahme handelt, die die Breite der Biodiversität des Beprobungsgebietes widerspiegelt, ist hier keine Transformation der Daten wie bei den quantitativen Proben sinnvoll. Stattdessen wurden die Rohdaten in „Art vorhanden“ (1) und „Art fehlt“ (0) mit der presence/absence-Funktion modifiziert. Außerdem wurden die Daten nicht maskiert, da hier die Breite des Artenspektrums entscheidend ist. Die Ähnlichkeiten der Stationen zueinander werden in dem Dendrogramm in Abbildung 11 deutlich.



*Abbildung 11: Dendrogramm der Clusteranalyse der Stationen (gesamte qualitative Proben der Stechrohre und Dredgen) nach der Bray-Curtis-Ähnlichkeit. Die Stationen wurden nach ihrer Ähnlichkeit zueinander in die Gruppen A-E eingeteilt.*

Die zueinander ähnlichsten Stationen sind die beiden jahreszeitlichen Messungen von GW 01 mit 85 %. Auch alle übrigen acht doppelt beprobten Stationen (EH 01, BS 02, YH 01, YH 02, GW 09, GW 10, GW 15 und GW 16) zeigen eine Ähnlichkeit von mindestens 50 %.

Für die Multidimensionale Skalierung (MDS, Abb. 12) wurden an Hand der vorherigen Clusterbildung die Gruppen A-E eingeteilt.

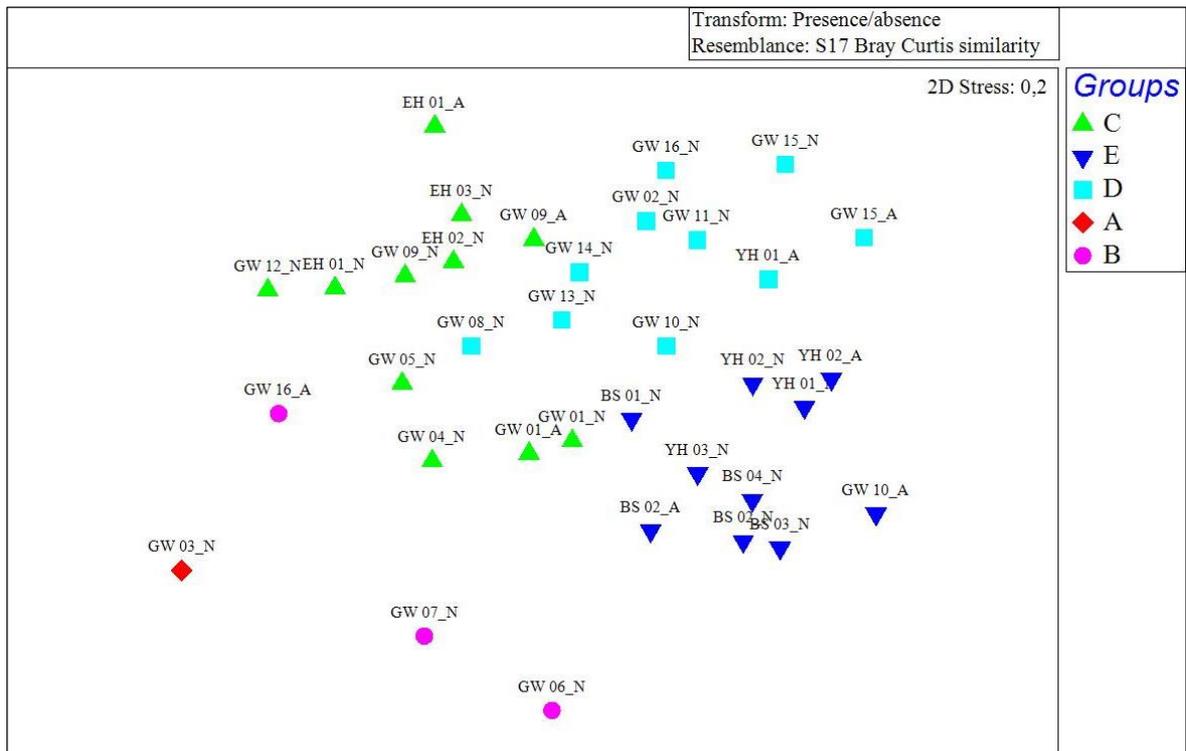


Abbildung 12: MDS der qualitativen Proben (Dredgen incl. Stechrohrwerte). Gruppeneinteilung nach der Clusteranalyse.

Diese Gruppen wurden mit der Varianzanalyse (ANOSIM) auf Signifikanz überprüft. Das Ergebnis ist in Abbildung 13 dargestellt.

Global Test					
Sample statistic (Global R): 0,75					
Significance level of sample statistic: 0,1%					
Number of permutations: 999 (Random sample from a large number)					
Number of permuted statistics greater than or equal to Global R: 0					
Pairwise Tests					
Groups	R	Significance Level %	Possible Permutations	Actual Permutations	Number >= Observed
C, E	0,786	0,1	352716	999	0
C, D	0,624	0,1	352716	999	0
C, A	0,975	8,3	12	12	1
C, B	0,828	0,3	364	364	1
E, D	0,66	0,1	92378	999	0
E, A	1	9,1	11	11	1
E, B	0,963	0,3	286	286	1
D, A	0,991	9,1	11	11	1
D, B	0,836	0,3	286	286	1
A, B	1	25	4	4	1

Abbildung 13: Ergebnis der Varianzanalyse

Das Ergebnis der Varianzanalyse ist 0,1 %, d.h. die Einteilung der Stationen in die Gruppen A, B, C, D und E ist mit 99,9 % signifikant.

Im Anhang ist das Ergebnis einer weiteren MDS und Varianzanalyse angefügt.

Abbildung 14 zeigt das Dendrogramm der **Gemeinschaftsanalyse für die Organismen**. In den Proben kommen einige Arten in Kleingruppen (*a-e*) mit einer Ähnlichkeit von 100 % (Bray-Curtis-Koeffizient) zusammen vor, wie z.B. *Peringia ulvae* und *Ecrobia ventrosa*. *P. ulvae* und *E. ventrosa* zeigen zu der dritten Hydrobiidae *Hydrobia acuta* eine Ähnlichkeit von 83 %. Weitere gruppierte Mollusken in dem Clusterteil 3 sind z.B. *Littorina saxatilis* mit einer Ähnlichkeit von 86 % zu *Cerastoderma glaucum* und *Mytilus edulis* mit 75 % zu *Macoma balthica*. Dieser Abschnitt wird von den Mollusken, Abschnitt 2 von den Arthropoden, Abschnitt 4 von den Anneliden dominiert. Im Abschnitt 1 herrschen Organismen vor, die nicht zu den drei meist vorkommenden Phyla gehören.

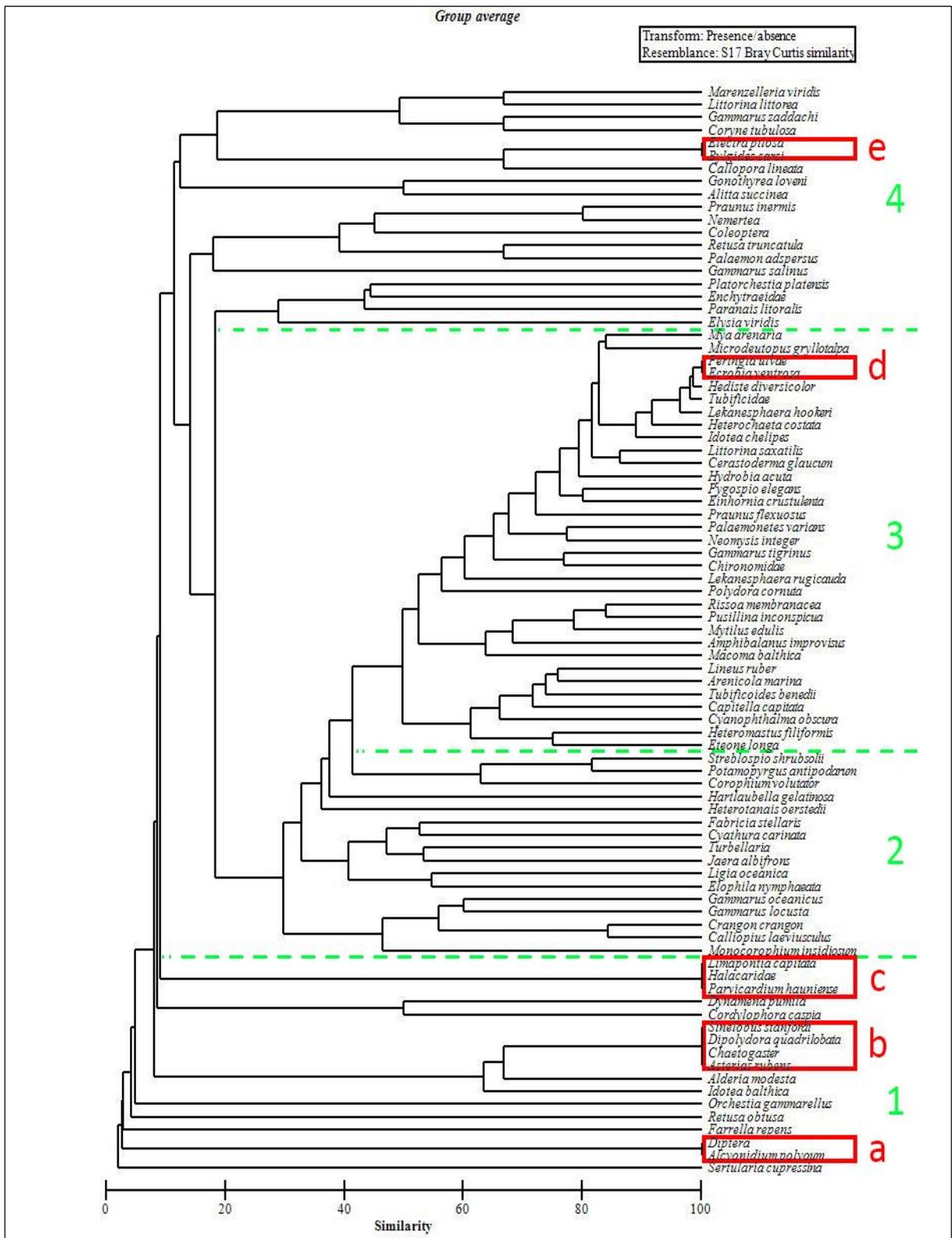


Abbildung 14: Dendrogramm der Clusteranalyse aller Organismen (Qualitative Dredgenproben und Stechrohrproben) nach der Bray-Curtis-Ähnlichkeit. Einteilung in die Abschnitte 1-4 in große Organismengemeinschaften. a-e markieren Biozönosen von Arten mit einer Ähnlichkeit von 100 %.

### 3.2.3 Steckbriefe ausgewählter Arten des Graswarder-Gebietes

Um einen besseren Überblick über charakteristische Arten des Graswarders zu erhalten, sind im Folgenden einige vorkommende Arten beschrieben. Da *Ecrobia ventrosa* und *Peringia ulvae* an allen Stationen und *Hediste diversicolor* an den meisten Stationen nachgewiesen werden konnten, scheinen diese Arten „Graswarder-typisch“ zu sein.

Als Besonderheiten im Beprobungsgebiet werden zusätzlich *Ligia oceanica* und *Sinelobus stanfordi* Beachtung geschenkt. *L. oceanica* ist eine Assel, die Hartsubstrat in ihrem Habitat präferiert. Da natürliche Felsküsten im Bereich der Deutschen Ostseeküste selten sind, wird auch *L. oceanica* eher wenig nachgewiesen. *Sinelobus stanfordi* ist ein Neozoa, der mit dem Fund im Graswarder erstmals in Messkampagnen des IOW bestätigt wurde.

#### *Ecrobia ventrosa*

(Montagu, 1803)

Die Schnecke *Ecrobia ventrosa* (Abb. 15) hat ein kleines, fünf- bis sechsfach gewundenes, deutlich gewölbtes Gehäuse bis zu 5 mm Höhe (FISH & FISH 2011). Die Schale ist sehr dünn und die Mündung des Gehäuses eierförmig mit einem vorwiegend zusammenhängenden Mundrand (JAGNOW & GOSSELCK 1987).



Abbildung 15: *Ecrobia ventrosa*: Gehäuse mit herauskriechender Schnecke

Durch die bauchige Erscheinung des Gehäuses kann *E. ventrosa* meist von *Peringia ulvae* unterschieden werden, jedoch kommen häufig Verwechslungen mit *Hydrobia acuta* vor. Um eine sichere Bestimmung zu erreichen und Verwechslungen zu vermeiden, müssen immer die

Rüssel- und Tentakelpigmente (Abb. 16 a-c), Radulae und Penes der Schnecken verglichen werden.

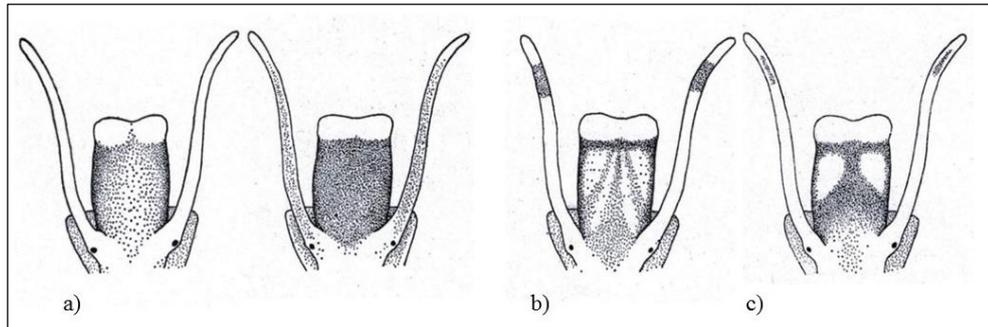


Abbildung 16: (entnommen aus JAGNOW & GOSELCK 1987) Unterschiede der Pigmentierung von Tentakeln und Rüssel der Hydrobiidae a) *Ecrobia ventrosa*, b) *Peringia ulvae* und c) *Hydrobia acuta*

Die sog. Bauchige Wattschnecke ist sowohl im Schlick als auch im Feinsand europäischer Gewässer zwischen 6 und 20 ‰ heimisch. Ihr häufiges Vorkommen begrenzt sich nicht nur auf küstennahe Flachwasserbereiche, sondern ist auch in Lagunen und Brackwassertümpeln, die von der offenen See abgeschnitten sind, erwiesen (FISH & FISH 2011). Selten dringt *E. ventrosa* auch in Wassertiefen von bis zu 22 m vor (JAGNOW & GOSELCK 1987).

Im Beprobungsgebiet Graswarder zeigt *E. ventrosa* eine 100%ige Präsenz und mit 31.168 Ind/m<sup>2</sup> (EH 02, Nov'13) die höchste Artabundanz des gesamten Arteninventars im Beprobungsgebiet. Damit stellt sie einen Charakterorganismus des Gebietes dar. Schon REMANE (1940) bezeichnet diese Molluske als eine typische Art des Brackwassers und auch aktuelle Bestimmungsschlüssel nennen das Brackwasser als Präferenzhabitat (FISH & FISH 2011; HAYWARD & RYLAND 1996).

### *Peringia ulvae*

(Pennant 1777)

Das bis zu 8 mm hohe, dickwandige, kaum gewölbte Gehäuse der Molluske *Peringia ulvae* kennzeichnet sich durch die pyramidenartige Form, die relativ spitz bis zum Apex zuläuft (Abb. 17). Die Farbe des Gehäuses ist meist gelb-orange bis dunkelbraun (SCHÄFER 2002). Um Verwechslungen mit anderen Arten zu vermeiden, müssen spezielle Merkmale, wie die Tentakelpigmentierung oder die Penisform, verglichen werden (Abb. 16, s.o.).

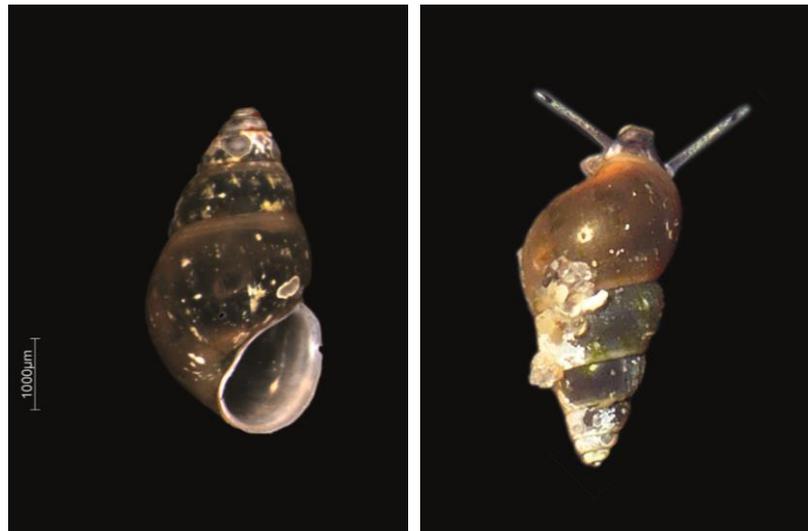


Abbildung 17: a) Typische Gehäuseform von *Peringia ulvae*. b) Gehäuse mit sichtbarer Schnecke von *P. ulvae*. Typische Tentakelpigmentierung sichtbar (schwarze Bande im vorderen Tentakeldrittel).

Vor allem im Schlick und Feinsand zeigt *P. ulvae* eine hohe Individuendichte mit bis zu 20.000 Individuen pro Quadratmeter (FISH & FISH 2011). Das Optimum der Salinität liegt zwischen 10-33 ‰, jedoch kann sie auch Werte bis 1,5 ‰ tolerieren. Bevorzugt werden küstennahe Flachwasserhabitats, allerdings sind auch Funde in bis zu 50 m Tiefe bekannt (JAGNOW & GOSSELCK 1987).

*P. ulvae* kommt häufig mit andern Wattschnecken (Hydrobiidae) im selben Habitat vor (BARNES 1994). Auch im Beobachtungsgebiet Graswarder ist dies zu beobachten, da *P. ulvae* neben *Ecrobia ventrosa* eine 100 %ige Präsenz zeigt. Beide Schnecken wurden an allen Stationen mit hoher Abundanz nachgewiesen; eine Ausnahme stellt lediglich die Station GW 12 (Nov'13) dar. Auch dort konnten beide Arten in der Dredge nachgewiesen werden, jedoch nicht in den quantitativen Proben. Die höchste Abundanz zeigt *P. ulvae* mit 25.478 Ind/m<sup>2</sup> an der Station YH 01 (Nov'13).

### *Hediste diversicolor*

(O. F. Müller, 1776)

Dieser bis zu 200 mm lange Polychaet mit bis zu 200 Segmenten (Abb. 18 a) ist ein euryöker Bewohner des Brackwassers und des marinen Gewässers. *H. diversicolor* (oder auch *Nereis (Hediste) diversicolor*) besiedelt sowohl groben und feinen Sand, als auch schlickhaltige Substrate und ist dort in den angelegten Gangsystemen bis in eine Sedimenttiefe von 40 cm anzutreffen (HARTMANN-SCHRÖDER 1996).



*Abbildung 18: a) Hediste diversicolor in einer möglichen Farbvariante (Foto von N. Keiser, IOW, zur Verfügung gestellt). b) Detailaufnahme des Kopfbereiches von Hediste diversicolor.*

Die Antennen können die Länge der Palpen unterschreiten (Abb. 18 b) und die Ausmaße der Tentakelcirren ist stark variabel (BICK & GOSSELCK 1985). Viele Farbvarianten (grünlich, gelblich bis orange) dieses Seeringelwurms sind möglich. *H. diversicolor* lebt zwar im Sediment, kann sich aber auch schlängelnd auf dem Substrat bewegen oder durch das Wasser schwimmen. Neben pflanzlichem und tierischem Detritus ernährt sich dieser Wurm ebenfalls karnivor (z.B. von Anneliden und Mollusken).

Die Verbreitung erstreckt sich nahezu über die gesamte Ostsee und auf viele weitere Meeresgebiete der Nordhalbkugel (HARTMANN-SCHRÖDER 1996). Die Individuendichte pro Quadratmeter kann bis zu 100.000 Tiere betragen (BARNES 1994). In der Ostsee wurden die höchsten Abundanzen in mesohalinem Wasser und in Substraten mit geringem organischen Gehalt gemessen (ZETTLER et al. 2013). *H. diversicolor* zeigt bei der Salinität einen sehr breiten Toleranzbereich.

Im Beprobungsgebiet Graswarder liegt die Präsenz von *H. diversicolor* bei 97 %. Die höchste Artabundanz mit 12.994 Ind/m<sup>2</sup> wird an der Station GW 16 (Nov'13) erreicht.

### *Ligia oceanica*

(Linnaeus 1767)

Dieser 22 bis 30 mm lange Isopod (Abb. 19) ist ein lebendiger Beweis des Übergangs zwischen mariner und terrestrischer Lebensform (KÖHN & GOSSELCK 1989). *Ligia oceanica* ist häufig in der Spritzwasserzone (Supralitoral) anzutreffen und lebt dort zwischen Felsspalten oder in der Nähe von Hafenanlagen. Diese sog. Klippenassel ist nicht schwimmfähig. In der Ostsee wurde sie bis zu einer Salztoleranz von 6 ‰ nachgewiesen (KÖHN & GOSSELCK

1989). In Laborversuchen (REMMERT 1968) zeigt *L. oceanica* einen Toleranzbereich der Salinitäten zwischen 8 und 40 ‰. Allerdings lässt sich die Assel auch in Süßwasser halten, solange sich ihre Nahrungs- und Substrat-Ansprüche im Optimalbereich befinden (REMMERT 1989). Die Ernährung ist omnivor. Farbvarianten dieser Art werden durch Melanophoren in der Oberfläche verursacht.



*Abbildung 19: Die Assel Ligia oceanica*

In dem Versuchsgebiet Graswarder wurde *L. oceanica* an den Stationen BS 02 und YH 01 zwischen Felsspalten des dort errichteten Erosionsschutzes festgestellt. Die natürlichen Lagunen und Wattgebiete der Nehrungshalbinsel mit dem Flachwasserbereich stellen für *L. oceanica* hingegen kein optimales Habitat dar.

### *Sinelobus stanfordi*

(Richardson 1905)

Die Crustacea *Sinelobus stanfordi* (Abb. 20) ist ein nahezu weltweit verbreitetes Tier. Noch vor wenigen Jahren wurde das Vorkommen nur auf tropische Warmwasserzonen beschränkt nachgewiesen (SIEG 1980), jedoch scheinen mittlerweile auch Wassergründe vor Kanada und in Europa als Habitate nachgewiesen zu sein. 2006 trat diese Art zum ersten Mal in der Nordsee (Küstengebiete Belgiens und der Niederlande) auf (van HAAREN & SOORS 2009). Mit dem einmaligen Fund im Beprobungsgebiet Graswarder (YH 01, Apr'14) konnte *S. stanfordi* zum ersten Mal in die IOW-Datenbank eingetragen werden (mündliche Mitteilung von Herrn Dr. Zettler 2014). Ob diese Art schon eine feste Population in der Ostsee bilden konnte, bleibt

jedoch noch unklar, da ein vereinzelter Fund nicht signifikant ist und in dem Beprobungsgebiet Graswarder auch Zufall gewesen sein kann.



Abbildung 20: die Crustaceae *Sinelobus stanfordi*

## 4. Diskussion

### 4.1 Ausführung der Kampagnen

Das Beprobungsgebiet wurde dicht mit Stationen bestückt und dient daher sehr gut zur ökologischen Auswertung eines Gebietes und zur Zustandseinschätzung des NSG Graswarder. Allerdings wären weitere Stationen und deren Proben aus tieferen Wassergebieten (Wassertiefe > 1 m) und vor der offenen Küste (Offshore-Beprobung) eine Bereicherung gewesen, da dies eine effizientere Auswertung zur Folge gehabt hätte. Für Juli 2014 ist jedoch eine weitere Messkampagne im Beprobungsgebiet Graswarder geplant, bei der nur einige der bisherig beprobten Stationen untersucht werden sollen, dafür aber weitere neue Stationen (besonderes Interesse wird dabei auf Offshore-Beprobung der Nordseite der Nehrungshalbinsel gelegt).

Der Vergleich der November- und April-Proben im Rahmen dieser Bachelorarbeit ist aussagefähig. Für effizientere Auswertungen wäre jedoch eine Langzeitstudie erforderlich gewesen. Nur so würde sich der Artenbestand des Makrozoobenthos effektiv analysieren und gezielte Auswertungen präsentieren lassen. Diese Beprobungskampagnen dienen quasi als Einschätzung und Vorlage, um weitere Beprobungsmaßnahmen bzw. erneute Kampagnen im Gebiet Graswarder in Zukunft einleiten zu können.

Das 3:1-Verfahren der Beprobung (drei quantitative und eine qualitative Probe pro Station) ist eine hinreichende Methode, um klare Aussagen über die Gemeinschaftsbildung von Organismen treffen zu können.

Um nicht nur den Artenbestand, sondern auch den Zustand des NSG und des Gewässers einschätzen zu können, wäre für zukünftige Kampagnen eine Parameter-Erweiterung von Messwerten (wie z.B. Nitrat-, Nitrit-, Phosphatgehalt etc.) sinnvoll.

### 4.2 Unterschied der Artenspektren zwischen quantitativen und qualitativen Proben

In den Dredgen konnten insgesamt mehr Arten nachgewiesen werden, als in den Stechrohren. Dies liegt an der unterschiedlichen Methodik der Probennahme: Zum einen wurden mit den Stechrohren immer genau dieselbe Probenmenge entnommen (je Hol 0,00785 m<sup>2</sup> Probenmaterial), um die Individuen der einzelnen Arten später auf einen Quadratmeter hochrechnen und so die Abundanz der Art feststellen zu können. Die Probenentnahme mit der Dredge erfolgte jedoch ohne die Festlegung einer solchen Bezugsfläche. Um ein möglichst großes Artenspektrum abzudecken, wurde die Dredge je Station mit weniger oder mehr Material gefüllt (im April 2014 wurde an der Station YH 01 z.B. der Stachelhäuter *Asterias rubens* mit

einem speziellen Pfahlkratzer von einem Steg am Yachthafen entfernt und der Dredgenprobe zugeführt, um die Vielfalt der vorkommenden Arten noch präziser zu erfassen; ebenso diente dazu das „Einsammeln“ von *Ligia oceanica* an der Station BS 02, siehe Anhang). Ziel war hier die Erstellung einer Datengrundlage zur qualitativen Auswertung, nicht die quantitativ genaue Feststellung der Abundanz.

Wie in Kapitel 3.2 dargestellt (Abb. 6), zeigen die Dredgenproben ein unterschiedliches Spektrum der nachgewiesenen Phyla, als die Proben der Stechrohre. Zum einen kommt dies durch die unterschiedliche Methodik der Probenentnahme (s.o.) zustande, außerdem zeigen einige Arten bzw. Phyla unterschiedliche Präferenzen in ihrer Habitatwahl. Die Besiedlung der Oberfläche des Meeresbodens wird von einigen Phyla bevorzugt, hingegen besiedeln andere Phyla hauptsächlich die tieferen Sedimentschichten. Vor allem adulte Exemplare einiger Arten (wie *Cerastoderma glaucum*) können sich in tiefere Sedimentschichten zurückziehen, wenn ihnen der Standort durch Strömungen etc. zu unruhig wird. Je nach methodischer Probenentnahme können einige Phyla erfolgreicher mit einer Dredge, die das Material knapp über dem Meeresgrund und in den ersten Sedimentschichten aufnimmt, bzw. mit dem Stechrohr, welches die tiefer im Sediment vorkommenden Tiere erfasst, gesammelt werden.

So kommt es, dass in den qualitativen Proben ein großer Anteil Arthropoda (41 %) mit der Dredge erfasst werden konnte, da viele Arthropoden-Arten benthopelagisch leben. In den Stechrohren konnte so nur ein kleiner Teil (5 %) dieses Phylums verzeichnet werden. Ebenfalls sind einige Cnidaria benthopelagische Organismen und konnten deswegen nicht in den quantitativen Proben mit dem Stechrohr aufgenommen werden.

#### **4.3 Zusammenhänge von Grundparametern und ökologischen Indizes**

Die Messungen zu unterschiedlichen Jahreszeiten verzeichnen eine natürliche saisonale Veränderung der Wassertemperatur. Es wurden nur geringe Veränderungen der Salinität zwischen den jahreszeitlichen Kampagnen beobachtet. Der milde Winter 2013/2014 hat demnach nur einen geringen Einfluss auf jahreszeitliche Schwankungen des Salzgehaltes. In kälteren, sturmreichen Herbst- und Winterzyklen werden in der Ostsee häufig starke Salinitätsschwankungen verzeichnet, da salzreiches Nordseewasser in die Ostsee gedrückt wird (jährlich bis zu 750 km<sup>3</sup> Nordseewasser; SCHUBERT 1991).

Innerhalb des Beprobungsgebietes ist ein geringer, jedoch nicht signifikanter Anstieg der Salinitätswerte von Westen nach Osten bzw. Süden nach Norden festzustellen. Einen Bezug zu

Präferenzen von Organismen entlang eines Salzgradienten im Untersuchungsgebiet ist deshalb kaum möglich.

Der stabile Sauerstoffgehalt stellt in den Lagunen des NSG durch die geringe Wassertiefe (0,5-1 m) nahezu gesättigte Werte dar. Da keine Vergleichsdaten vorliegen, werden diese Messungen des Sauerstoffgehaltes nicht weiter betrachtet.

Der Diversitätsindex  $H'$  nach Shannon zeigt, dass die Stationen der Sektionen Binnensee und Yachthafen eine relativ hohe Artendiversität zeigen. Ebenso ist dies bei einigen Stationen des NSG erkennbar und begrenzt sich hier eher auf die Stationen, die im südlichen Teil der Lagunen liegen und meist bzw. dauerhaft in Verbindung zum Brackwasser der Umgebung stehen. Die weiter innerhalb der Lagunen liegenden Stationen (nördliche Stationen in dem Gebiet des Nehrungsharkens) zeigen hingegen eine etwas geringere Artendiversität. Dies könnte an einem zeitweiligen Trockenfallen der Lagunen oder der Brackwassertümpel liegen, ebenso wie an einem „Aussüßen“ einiger Tümpel (Zunahme an Frischwasser durch Niederschläge oder Grundwasserzuström), sodass die Diversität mariner Arten dort abnimmt und sich nur wenige, aber tolerante Brackwasserorganismen bzw. limnische Arten ansiedeln (REMANE 1958).

Die  $ES(50)$ -Werte korrelieren mit denen des Shannon-Index  $H'$ . Die Stationen mit einer höheren Diversität zeigen auch nach dem  $ES(50)$ -Wert eine höhere Artenzahl. So ist festzuhalten, dass sich das Spektrum der Arten mit Hilfe dieser beiden ökologischen Indizes gut abgleichen lässt.

#### **4.4 Zusammenhang der Sedimenttypen und den darin vorkommenden Organismen**

Obwohl die Sedimenttypen und Korngrößen (KG) einer Station über beide Beprobungskampagnen hinweg eher ähnlich sein sollten, zeigen sich jedoch zum Teil Unterschiede in den Korngrößen. Die Differenz an der Station GW 15 zwischen der November- und April-Probe beträgt 973  $\mu\text{m}$ . Solche Unterschiede zwischen den Kampagnen können zum einen natürlichen Ursprungs sein, da sich das Gebiet Graswarder durch Sedimentanspülung dauerhaft verändert (siehe Kap. 2.1). Zum anderen unterscheiden sich die Orte der Probenentnahme jeder Kampagne trotz vorhandener Stationskoordinaten, da sich in einem Lagunengebiet der Wasserstand extrem ändern kann und somit ursprüngliche Stationen in den folgenden Kampagnen um einige Meter verlegt werden mussten, um benthische Proben erfassen zu können.

Sedimente können mittels ihrer Partikelgröße, ihrer Herkunft oder ihrer molekularen Hauptbestandteile in Klassen eingeteilt werden (GRAY & ELLIOTT 2009). Wenn man marines Sediment hinsichtlich der Partikel- oder Korngrößen beurteilt, lässt sich häufig schon an der Lage und Beschaffenheit des Probeortes vorhersagen, um welches Sedimenttyp es sich handelt: Kies und Grobsand werden zum Beispiel an energiereichen Stränden durch die enorme Kraft des Wassers geformt. Mittel- und Feinsand-Sediment kommt in ruhigen Flussmündungen und energieärmeren Gebieten vor. Silt und Ton hingegen charakterisieren vor allem Wassergebiete, die kaum durch Strömungen beeinflusst werden.

Im Beprobungsgebiet lässt sich ein ähnlicher Trend erkennen: Grobsand charakterisiert das Sediment der Stationen GW 15 / 16, die die östlichsten Punkte der Untersuchungskampagnen darstellen. Die Strömungs- und Wasserkraft ist hier am größten, da die Stationen dem direkten Einfluss der offenen See ausgesetzt sind. Auch an der Station BS 02 liegt Grobsand vor, obwohl sich diese Station in dem von Meeresströmungen geschützten Binnensee befindet. Man kann jedoch annehmen, dass durch anthropogenen Einfluss (Bau neuer Wohnungsanlagen bis nahe an das Ufer des Binnensees) die natürliche Sedimentzusammensetzung beeinflusst wurde. Silt wurde im Beprobungsgebiet nur an Stationen mit ruhigen Brandungszonen und kaum vorhandener Strömung gefunden. Station EH 01 liegt in einer geschützten Bucht des Eichholz und GW 03 / 04 / 12 sind durch die Lagunen ebenfalls von wenig Strömung und energiereichem Einfluss abgegrenzt, weshalb dort das Sediment größtenteils aus Silt besteht. Im gesamten Beprobungsgebiet dominieren Fein- und Mittelsand, da die Wassermassen nur mäßig durch Schiffsverkehr und Strömungen bewegt werden.

Der organische Gehalt scheint mit den Korngrößen bzw. mit den Sedimenttypen zu korrelieren. Besonders im Silt (Stationen GW 03, GW 04) ist der organische Gehalt mit  $\geq 15$  % extrem hoch.

Laut REMANE (1940) besteht außerdem ein Zusammenhang zwischen dem Vorkommen gewisser Arten und bestimmten Böden bzw. Sedimenttypen. Einige Tiere zeigen bestimmte Bodentypen oder sogar die Bodenqualität an und eignen sich deswegen als Indikatoren. Als Beispiel wird der Polychaet *Arenicola marina* genannt, der ein Indikator für sandige Böden sei. Auch in den Graswarderproben konnte *A. marina* mit einer Präsenz von 43 % ausschließlich an Stationen mit dem Sedimenttyp Sand (Grob-, Mittel-, Feinsand) nachgewiesen werden, niemals jedoch in den Stationen mit Siltsediment. *Heteromastus filiformis* diene als Indikator für Sedimente mit einer Feinsandkomponente und für Ton- bzw. Siltböden. Im Bereich des

Graswarders trifft dies jedoch nur bedingt zu, da *H. filiformis* sowohl in Proben mit Silt- als auch in Proben mit Grobkiessedimenten gefunden wurde.

Allerdings eignen sich einzelne Parameter, (z.B. Korngröße des Sediments, organischer Gehalt, Salzgehalt etc.) nicht, um Arten als Indikatoren für bestimmte Parameter und Habitate zu charakterisieren (ZETTLER et al. 2013). Eine Vielzahl von Daten und Kategorien können bestimmte Arten als Indikatoren für einen ökologische Zustandseinschätzung eines Gewässers darstellen, jedoch sollten solche Ergebnisse und Auswertungen selbst dann immer mit besonderer Vorsicht und gewissem Abstand interpretiert werden.

#### **4.5 Zusammenhang der Arten und Bildung von Gemeinschaften**

Wie in der Einleitung (Kapitel 1) aufgeführt, wurde eine deutliche Gruppierung gewisser Organismengemeinschaften im Beprobungsgebiet Graswarder erwartet. Nach Auswertung der Daten musste diese Annahme z.T. verworfen werden, da sich – wie die Dendrogramme der Clusteranalysen zeigen – nur einige stabile Gemeinschaften in Bezug auf Abundanz bzw. qualitatives Artenvorkommen bilden.

Bei der **Clusteranalyse der quantitativen Proben** gleichen sich i.d.R. die Stationen der unterschiedlich jahreszeitlichen Kampagnen. Das heißt, trotz der vergangenen Wintermonate, dem unterschiedlichen Nährstoffangebot und anderen Faktoren, ändern sich die Biozönosen innerhalb der Kampagnen nur geringfügig. Die Messungen der Stationen YH 01 unterscheiden sich, von den neun doppelt beprobten Stationen, am deutlichsten (Ähnlichkeit 48,1 %). Vermutlich liegt diese geringere Ähnlichkeit im Yachthafen vor, weil dieser über die Wintermonate einer enormen Veränderung ausgesetzt war. Es kann spekuliert werden, ob dieser mechanisch gereinigt wurde oder ob Chemikalien (Gifte oder Nährstoffe) in das Wasser gelangt sein könnten, die das Artenspektrum und die –abundanzen erheblich ändern konnten. Diese Annahme wird durch folgende Beobachtungen vor Ort unterstützt: Im November 2013 wurden die Betonwände des Hafenbeckens, Steine und die Stegpfähle in großen Maße von *Mytilus edulis* besiedelt vorgefunden (Fotos der Station siehe [Anhang](#)). Im April 2014 war der Unterschied sehr überraschend, da nahezu keine *M. edulis* mehr an der Station vorgefunden wurden. Auch wenn kaum *M. edulis* in den Stechrohrproben von November 2013 und April 2014 nachgewiesen wurden, so dienen sessil lebende Filtrierer oft als sensible Anzeiger für extreme Veränderung des Habitats. Wird das Verhalten von *Mytilus edulis* nun auf die geringe Ähnlichkeit der jahreszeitlichen Stationen YH 01 bezogen, so kann angenommen werden, dass sich die Artenzusammensetzung, -zahl und –abundanzen auf eine enorme Habitatsveränderung

während des Winters beziehen lässt. Eine langzeitliche Studie des Gebietes könnte diese spekulative Annahme bestätigen oder widerlegen.

Außerdem stellt der Yachthafen einen Bereich des Gebietes dar, in dem seltene und neu eingewanderte Arten nachgewiesen wurden. Zum Teil könnten solche Organismen durch Einschleppung (Schiffsverkehr) in den Hafen transportiert worden sein.

Auch die Sektoren Eichholz, Binnensee, Yachthafen und Graswarder stellen keine stationär abzugrenzenden Organismengemeinschaften dar, wie ursprünglich angenommen wurde (siehe Anhang). Überschneidungen der Sektoren in ihrer Ähnlichkeit konnten jedoch nachgewiesen werden. So scheinen der Binnensee und der Yachthafen analog in Bezug auf das Artenspektrum und die Gesamtabundanz zu sein. Insbesondere die Übergangsstationen BS 03/BS 04/YH 01 /YH 02 zeigen diese Gemeinsamkeiten. Außerdem bilden sich ähnliche Gruppierungen von Arten in kleinen Gebieten oder zwischen einzelnen Stationen, die räumlich nicht direkt verbunden sind, aber ähnliche Artabundanzen zeigen. So weisen die Stationen GW 07 (Nov'13) und GW 10 (Nov'13) in z.B. eine hohe Ähnlichkeit in der quantitativen Clusteranalyse auf.

Die Einteilung in die Gruppen A-E (s.o., Abb. 11) stellt nach der Varianzanalyse (ANOSIM; Abb. 13) eine hohe Signifikanz auf.

Die **qualitativen Clusteranalysen** der Organismen zeigen die Gruppierungen vieler, kleiner Gemeinschaften (s.o., Abb. 14, Markierungen a-e). Um diese Dendrogramme jedoch sinnvoll interpretieren zu können, müssen immer alle Faktoren berücksichtigt werden, die diese Ergebnisse beinhalten. So kommt das Makrozoobenthos der Kleingruppen a, b und c zwar gemeinsam vor, jedoch konnten diese Organismen nur ein einziges Mal an einer der Stationen während beider Messkampagnen nachgewiesen werden. Ein Beweis, dass diese Arten zusammen auftreten ist daher nicht gegeben, da sich diese Darstellung im Dendrogramm nur auf einen Messwert bezieht. Die Kleingruppen a, b, c stellen damit keine signifikanten Einteilungen dar. Auch die Arten *Bylgides sarsi* und *Electra pilosa* (Kleingruppe e) stellen nur eingeschränkt eine Gemeinschaft dar. Beiden Organismen traten simultan an den Stationen EH 01 (Apr'14) und GW 15 (Apr'14) auf, dennoch muss dies nicht zwingend auf eine Biozönose hindeuten, da auch ein zweimaliges Vorkommen in dem Beprobungsgebiet relativ selten ist und deshalb keinen ausreichenden Beleg für eine Organismengemeinschaft darstellt.

Die Arten *Ecrobia ventrosa* und *Peringia ulvae* kennzeichnen hingegen eine Gemeinschaft mit einer sehr hohen Signifikanz. Beiden Arten treten im Untersuchungsgebiet mit einer 100 %igen Präsenz auf und zeigen deshalb auch eine Ähnlichkeit von 100 % nach dem Bray-Curtis-Koeffizienten in der qualitativen und etwa 72 % in der quantitativen Gemeinschaftsanalyse.

Das gemeinsame Vorkommen von Hydrobiidae konnte schon zahlreich belegt werden (BARNES 1994).

In der qualitativen Clusteranalyse zeigen *Peringia ulvae* und *Cerastoderma glaucum* eine Gemeinsamkeit von etwa 85 % (Bray-Curtis-Ähnlichkeitskoeffizienten). Auch diese Arten treten häufig gemeinsam in Flussästuaren oder Lagunengebieten auf (KAISER et al. 2011).

Somit lässt sich die neue Hypothese aufstellen, dass Gemeinschaftsbildungen der Organismen im Untersuchungsgebiet Graswarder nur eingeschränkt vorhanden sind. Die Bildung von Kleingruppen (z.B. *Peringia-Ecrobia*-Gemeinschaft) konnte nachgewiesen werden.

#### 4.6 Die Besonderheit des NSG Graswarder und seine Artenvielfalt

Etwa 1/6 der nachgewiesenen Arten können als typische (bzw. „echte“) Brackwasserorganismen bezeichnet werden: *Alderia modesta*, *Cordylophora caspia*, *Cyanophthalma obscura*, *Cyathura carinata*, *Ecrobia ventrosa*, *Einhornia crustulenta*, *Gammarus zaddachi*, *Heterotanais oerstedii*, *Idotea chelipes*, *Lekanesphaera hookeri*, *L. rugicauda*, *Monocorophium insidiosum*, *Palaemonetes varians* und *Streblospio shrubsolei* (REMANE 1940). Auch der eingewanderte Polychaet *Marenzelleria viridis*, der in den 1980er Jahren erstmals in der Ostsee nachgewiesen wurde, wird als Makrozoobenthos des Brackwassers bezeichnet (ZETTLER & RÖHNER 2004).

*Ecrobia ventrosa*, als genuine Brackwasserart, kommt in dem Beprobungsgebiet mit 100%iger Präsenz vor. Auch wenn diese Art nicht den Graswarder charakterisiert – schließlich zeigt diese Art eine weite Verbreitung in ganz Nordwest-Europa (FISH & FISH 2011) – so kann sie dennoch als eine im Graswarder typisch vorkommende Art bezeichnet werden. Neben *E. ventrosa* kommen vier weitere „echte“ Brackwasserarten mit einer Präsenz > 50 % vor: *L. hookeri* (94 %), *I. chelipes* (83 %), *E. crustulenta* (69 %) und *P. varians* (69 %). Als Brackwasserbewohner können auch *Hediste diversicolor*, *Mytilus* spp. und *Macoma balthica* beschrieben werden, obgleich diese Arten üblicher Weise als Bewohner mariner Habitats genannt werden. Das große Vorkommen der echten Brackwasserarten kennzeichnet das Gebiet Graswarder demnach als ein typisches Brackwasser-Habitat und ist somit schützenswert.

Marine Naturschutzgebiete Deutschlands sind ein Teil der Ostsee und stehen somit nicht nur in dem Deutschen Gesetz unter Schutz, sondern auch internationalen Richtlinien und Abkommen. Die Helsinki-Kommission (HELCOM) schreibt Schutzgebiete in der Ostsee aus, die sog. Baltic Sea Protected Areas (BSPA). Diese umfassen sowohl offene Seegebiete als auch

Küstengewässer. Neben diesen Schutzgebieten erstellt HELCOM auch Rote Listen, die besonders seltene und bedrohte Arten der Ostsee erfasst (KONTULA et al. 2013). Das NSG Graswarder gehört nicht zu den BSPA, dennoch wird das Naturschutzgebiet direkt von den internationalen Schutzzonen der HELCOM umschlossen (siehe Anhang). In dem NSG Graswarder konnten fünf Arten nachgewiesen werden, die im Jahr 2013 in der Roten Liste aufgeführt sind (KONTULA et al. 2013). Zwei dieser Arten werden als gefährdet eingestuft (Tab. 5).

*Tabelle 5: Im Graswarder nachgewiesene Arten, die auf der Roten Liste von HELCOM stehen (KONTULA et al. 2013). Die Bedeutungen der Kategorien der Roten Liste lauten VU: vulnerable (gefährdet); NT: near threatened (annähernd bedroht); DD: data deficient (unzureichende Datenmenge), wobei diese Kategorie nur Arten beinhaltet, die als gefährdet oder bedroht eingeschätzt werden, ohne dass das ein genügendes Datenvolumen dieses bisher bestätigen kann).*

<b>Taxonomische Gruppe</b>	<b>Art</b>	<b>Kategorie der Roten Liste</b>
Mollusca: Bivalvia	<i>Parvicadium hauniense</i>	VU
Mollusca: Gastropoda	<i>Alderia modesta</i>	NT
Crustacea: Amphipoda	<i>Orchestia gammarellus</i>	DD
Crustacea: Decapoda	<i>Palaemonetes varians</i>	DD
Crustacea: Decapoda	<i>Lekanesphaera rugicauda</i>	DD

Das Vorkommen von *P. hauniense* und *A. modesta* zeigt erneut die Besonderheit des NSG Graswarders. Es stellt somit nicht nur ein Gebiet zum Schutz seltener Vogelarten dar, sondern auch für das Makrozoobenthos und weiteren, in der Ostsee lebenden, Organismen. Die Erweiterung von Schutzgebieten in der Ostsee ist eines der Hauptziele der HELCOM, wodurch auch das Arten- und Individuenreichtum der Benthosorganismen im Graswarder zunehmen könnte.

## 5. Ausblick

Das Gebiet Graswarder stellt ein abwechslungsreiches Habitat mit den Binnenseen, dem Yachthafen und den geschützten Lagunen der Nehrungshalbinsel dar.

Die Vielfalt des Makrozoobenthos ist breit gefächert und beinhaltet sowohl typische Brackwasser-, als auch eher limnische bzw. marine Organismen.

Einige besondere Arten, wie *Alderia modesta* oder *Parvicadium hauniense* sind hier heimisch. Außerdem konnten Neozoen wie *Marenzelleria viridis* oder *Sinelobus stanfordi* nachgewiesen werden.

Da jedoch kaum feste Organismengemeinschaften beobachtet werden konnten, sollte das Gebiet auch in Zukunft weiter beprobt werden. Ein erster Schritt in diese Richtung stellt die dritte Messkampagne mit Beprobungen vom Schiff dar, die für kommenden Juli geplant ist. Jedoch könnten nur Langzeitstudien eine klare Übersicht über die Bildung/Nicht-Bildung von Gemeinschaften geben. Inwiefern seltene Arten von Neuankömmlingen in gemeinsamen Habitaten bedroht sind, könnte ein weiterer interessanter Forschungsaspekt für die Zukunft sein. Langzeitstudien könnten auch die Stabilität der Gruppenbildung überprüfen, die in dieser Arbeit als signifikant beschrieben wurde.

Das NSG Graswarder stellt ein Habitat für bedrohte Organismen dar (s.o.). Der Schutz dieses Gebietes repräsentiert deswegen die Besonderheit und Sensibilität der Ostsee und erreicht somit einen hohen Wert.

Die Erweiterung von Schutzzonen und Meeresschutzgebieten sollte weltweit gefördert werden. Für die Zukunft der Ostsee und der gesamten Weltmeere wäre dies von enormer Wichtigkeit, um langfristig die Artenvielfalt, die Ökosysteme und den Lebensraum Erde zu erhalten.

## 6. Literaturverzeichnis

Bestimmungsliteratur wurde dick markiert.

**BARNES, R. S. K. (1994):** *The brackish-water fauna of northwestern Europe*. University Press, Cambridge

**BICK, A., GOSSELCK, F. (1985):** *Arbeitsschlüssel zur Bestimmung der Polychaeten der Ostsee*. In: Zoologisches Museum (Hrsg.). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum Berlin*, Band 61, Heft 2. Akademie-Verlag, Berlin, 171-272

BRAY, J. R., CURTIS J. T. (1957): *An ordination of the upland forest communities of Southern Wisconsin*. Ecological Monographs 27, 325-349

CLARKE, K. R., WARWICK, R. M. (1994): *Change in marine communities – an approach analysis and interpretation*. Bourne Press, Bournemouth

CLARKE, K. R., GORLEY, R. N. (2006): *PRIMER v6 – Manual/Tutorial*. PRIMER-E Ltd., Plymouth

CRISP, D. J., SOUTHWARD, A. J. (1958): *The distribution of intertidal organisms along the coast of the English Channel*. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 37, 157-208

DIEHL, M., DIEHL, D. (1986): *Graswarder- Heiligenhafen*. In: Berichte des Vereins ‚Natur und Heimat‘ und des Naturhistorischen Museums zu Lübeck. *Naturschutzgebiete an der Ostseeküste Schleswig-Holsteins*, 19./20. Graphische Werkstätten, Lübeck, 67-74

FISCHER, N., JÜDE, S., HELBIG, S., RIECK, G. (Hrsg.) (2011): *Der Graswarder – Küstenlandschaft der Ostsee*. 2. Auflage, Wissenschaftlicher Verlag Dokumentation und Buch, Hamburg, 15-17

**FISH, J. D., FISH, S. (2011):** *A student's guide to the seashore*. 3. Auflage, University Press, Cambridge

GERLACH, S.A. (1994): *Spezielle Ökologie – Marine Systeme*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 134-150

GRAY, J. S., ELLIOTT, M. (2009): *Ecology of Marine Sediments – from Science to Management*. 2. Auflage, Oxford University Press, New York, 22-69

**HARTMANN-SCHRÖDER, G. (1996):** *Annelida, Borstenwürmer, Polychaeta*. 2. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena

**HAYWARD, P. J., RYLAND, J. S. (1996):** *Handbook of the Marine Fauna of North-West Europe*. 2. Auflage, Oxford University Press Inc., New York

HELCOM (Stand: 05.06.2014): *Baltic Sea Protected Areas*  
<<http://helcom.fi/baltic-sea-trends/data-maps/biodiversity/baltic-sea-protected-areas/>>

HURLBERT, S. H. (1971): *The Nonconcept of Species Diversity – A Critique and Alternative Parameters*. Ecology, 52, 577-586

**JAGNOW, B., GOSSELCK, F. (1987):** *Bestimmungsschlüssel für die Gehäuseschnecken und Muscheln der Ostsee*. In: Zoologisches Museum (Hrsg.). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum Berlin*, Band 63, Heft 2. Akademie-Verlag, Berlin, 191-268

KAISER, M. J., ATTRILL, M. J., JENNINGS, S., THOMAS, D. N., BARNES, D. A. K., BRIERLEY, A. S., HIDDINK, J. G., KAARTOKALLIO, H., POLUNIN, N. V. C., RAFFAELLI, D. G. (2011): *Marine Ecology – Processes, Systems, and Impacts*. 2. Auflage, Oxford University Press, New York, 168-171

**KÖHN, J., GOSSELCK, F. (1989):** *Bestimmungsschlüssel der Malakostraken der Ostsee*. In: Zoologisches Museum (Hrsg.). *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum in Berlin*, Band 65, Heft 1. Akademie-Verlag, Berlin, 3-114

KONTULA, T., HALDIN J. (eds.) KARLSSON, A., Florin, A.B., FÜRHAUPTER, K., HERRMANN, C., KARLSSON, O., SONNTAG, N., AUTIO, I., LAAMANEN, M., ARRENDAL, J., BIRZAKS, J., BRZESKA, P., BOEDECKER, D., BUCAS, M., CHERNOVA, N., FEDOROV, V., GALATUIS, A., GERB, M., GLAZKOVA, E., GRUSZKA, P., HARIO, M., HERKÜL, K., HÄRKÖNEN, T., JOHANSSON, G., KARVINEN, V., KAUTSKY, H., KIECKBUSCH, J., KOSTAMO, K., KOVALCHUK, N., LAINE, A., LOZYS, L., MARTIN, G., MAXIMOV, A., MORITZ, T., PUSCH, C., PÜTYŠ, Z., SCHIELE, K., SKORA, K., STERNIK, L., STIPNIECE, A., SVEDÄNG, H., SVENSSON, M., THORUP, O., TJERNBERG, M., TORN, K., TYLIK, K., URHO, L. VITALE, F., VOLODINA, A., ZETTLER, M.L. (2013): *HELCOM Red List of Baltic Sea species in danger of becoming extinct*. Baltic Sea Environment Proceedings 140: 1-106

LEYER, I., WESCHE, K. (2007): *Multivariate Statistik in der Ökologie*. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, S. 7-53, 137-152

**LINCOLN, R. J. (1979):** *British Marine Amphipoda – Gammaridea*. British Museum, London

LLUR: Landwirtschaft und Umwelt Schleswig Holstein (Stand 2014):

*Naturschutz Gebiete Übersicht*

<[http://www.schleswig-holstein.de/UmweltLandwirtschaft/DE/NaturschutzForstJagd/\\_DL/NSG\\_2010\\_\\_blob=publicationFile.pdf](http://www.schleswig-holstein.de/UmweltLandwirtschaft/DE/NaturschutzForstJagd/_DL/NSG_2010__blob=publicationFile.pdf)>

LLUR (Stand: 01.05.2014 ): *NSG- Liste, Stand November 2013*

<<http://u.jimdo.com/www31/o/sed2bba034d7ccfca/img/ib4c2a1c34bfd5b13/1358072951/std/luftaufnahme-graswarder.jpg>>

NABU Heiligenhafen (Stand: 20.04.2014): <<http://www.graswarder.de/naturschutzgebiet/>>

REMANE, A. (1934): *Die Brackwasserfauna – Mit besonderer Berücksichtigung der Ostsee*. In: Apstein, c. (Hrsg.). *Verhandlungen der Deutschen Zoologischen Gesellschaft e.V. auf der 36. Jahreshauptversammlung in Greifswald*. Akademische Verlagsgesellschaft, Leipzig, 34-74

REMANE, A. (1940): *Die Tierwelt der Nord- und Ostsee*. In: *Einführung in die zoologische Ökologie der Nord- und Ostsee*, Band 1a. Akademische Verlagsgesellschaft, Leipzig, 24-31, 114-116

REMANE, A. (1950): *Das Vordringen limnischer Tierarten in das Meeresgebiet der Nord- und Ostsee*. In: Wüst, G. (Hrsg.). *Kieler Meeresforschungen*, Band 7, Heft 2. Kommissionsverlag Walter Mühlau, Kiel, 5-23

REMANE, A. (1958): *Die Biologie des Brackwassers*. In: *Die Binnengewässer*. Band XXII. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 8-55, 182-186

- REMMERT, H. (1968): *Über die Besiedlung des Brackwasserbeckens der Ostsee durch Meerestiere unterschiedlicher ökologischer Herkunft*. In: *Oecologia*, Band 1. Universitätsdruckerei Stürtz, Würzburg, 296-303
- REMMERT, H. (1989): *Ökologie – Ein Lehrbuch*. 4. Auflage, Springer-Verlag, Heidelberg, Berlin, 107-108
- RHEINHEIMER, G. (Hrsg.) (1996): *Meereskunde der Ostsee*. 2. Auflage, Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, S. 5-34, 161-181
- ROHDE, K.-H., NEHRING, D., BRÜGMANN, L., IRMISCH, I., LUCKAS, B., SCHLUNGBAUM, G. (1979): *Ausgewählte Methoden zur Bestimmung von Inhaltsstoffen im Meer- und Brackwasser*. Geodätische und Geophysikalische Veröffentlichungen, 4 (27), 21-24
- SCHÄFER, M., BOHLKEN, H., REICHSTEIN, H., SATTLER, K., SCHMIDT, E., SICK, F. (2002): *Brohmer – Fauna von Deutschland*. 21. Auflage, Quelle & Meyer Verlag, Wiebelsheim
- SCHUBERT, R. (Hrsg.) (1991): *Lehrbuch der Ökologie*. 3. Auflage, Gustav Fischer Verlag, Jena, 312-314, 439-446, 459-464, 494
- SHANNON, C. E., WEAVER, W. (1976): *Mathematische Grundlagen der Informationstheorie*. München, Wien, 143
- SIEG, J. (1980): *Taxonomische Monographie der Tanaidae, DANA 1849 (Crustacea: Tanaidacea)*. Verlag Waldemar Kramer, Frankfurt am Main, 60-68
- Van HAAREN, T., SOORS, J. (2009): *Sinelobus stanfordi (Richardson, 1901) – A new crustacean invader in Europe*. *Aquatic Invasions*, 4 (4), 703-711
- WESTHEIDE, W., RIEGER, G. (2013): *Spezielle Zoologie – Teil 1: Einzeller und wirbellose Tiere*. 3. Auflage, Springer-Spektrum, Berlin, Heidelberg, 117-803
- WoRMS (Stand 2014):** <http://www.marinespecies.org/aphia.php?p=webservice>
- ZETTLER, M. L. (1993): *Untersuchungen zur Biologie und Ökologie von Marenzelleria viridis (Polychaeta: Spionidae) in der Darß-Zingster Boddenkette*. Diplomarbeit an der Universität Rostock, 1-80
- ZETTLER, M. L., RÖHNER, M. (2004): *Verbreitung und Entwicklung des Makrozoobenthos der Ostsee zwischen Fehmarnbelt und Usedom - Daten von 1839 bis 2001*. In: Bundesanstalt für Gewässerkunde (Hrsg.), *Die Biodiversität in der deutschen Nord- und Ostsee*, Band 3. Bericht BfG-1421, Koblenz, 9-36, 91-95
- ZETTLER, M. L., PROFFITT, C.E., DARR, A., DEGRAER, S., DEVRIESE, L., GREATHEAD, C., KOTTA, J., MAGNI, P., MARTIN, G., REISS, H., SPEYBROECK, J., TAGLIAPIETRA, D., van HOEY, G., YSEBAERT, T. (2013): *On the myths of indicator species: issues and further consideration in the use of static concepts for ecological applications*. *PLOS ONE* 8 (10): e78219.

## 7. Anhang

### Abkürzungsverzeichnis

ACFOR-System	System zur Einteilung von Arten in die Häufigkeitsklassen ( <i>abundant</i> > <i>common</i> > <i>frequent</i> > <i>occasional</i> > <i>rare</i> )
AFTG	aschefreies Trockengewicht [mg/m <sup>2</sup> ]
ANOSIM	angewendete Varianzanalyse
Apr'14	2. Teil der Beprobungskampagne vom 22.-25. April 2014
BS	Binnensee (Teil des Beprobungsgebietes) mit vier Stationen (BS 01-04)
BSPA	<i>Baltic Sea Protected Areas</i> , Schutzgebiete in der Ostsee, ausgeschrieben von der HELCOM
DD	<i>data deficient</i> , Kategorie in der Roten Liste (erstellt von der HELCOM)
EH	See Eichholz (Teil des Beprobungsgebietes) mit drei Stationen (EH 01-03)
ES(n), ES(50)	Rarefaction; ökologischer Index
FG	Feuchtgewicht [mg/m <sup>2</sup> ]
GPS-Gerät	Gerät mit Global Positioning System; dient zu Markierung von Koordinaten etc.
GW	Nehrungshalbinsel Graswarder (Teil des Beprobungsgebietes) mit 16 Stationen (GW 01-16)
H'	Shannon-Index; ökologischer Index
HELCOM	Baltic Marine Environment Protection Commission / Helsinki-Kommission: international Organisation zum Schutz der Ostsee und ihrer Umwelt
Ind	Individuum (Pl.: Individuen)
IOW	Leibniz-Institut für Ostseeforschung Warnemünde (Zusammenarbeit der Forschungseinrichtung mit der Autorin im Rahmen dieser Bachelorarbeit)
KG	Korngröße (wird i.d.R. in µm angegeben)
LLUR	Landesamt für Landwirtschaft, Umwelt und ländliche Räume (Schleswig-Holstein)
MDS	Multidimensionale Skalierung
N	Abundanz [Ind/m <sup>2</sup> ]
NABU	Naturschutzbund Deutschland e.V.
Nov'13	1. Teil der Beprobungskampagne vom 11.-14.November 2013

NSG	Naturschutzgebiet
NT	<i>near threatened</i> , Kategorie in der Roten Liste (erstellt von der HELCOM)
OG	organischer Gehalt
Org	Organismus (Pl.: Organismen)
S	Artenzahl
TG	Trockengewicht [mg/m <sup>2</sup> ]
VU	<i>vulnerable</i> , Kategorie in der Roten Liste (erstellt von der HELCOM)
YH	Yachthafen (Teil des Beprobungsgebietes) mit drei Stationen (YH 01-03)

## Liste der nachgewiesenen Organismen in ihrer taxonomischen Reihenfolge (Tab. A-I)

*Tabella A-I: Die 85 nachgewiesenen Organismen sind bis zur Ordnung in ihrer taxonomischen Reihenfolge geordnet (nach WoRMS 2014; WESTHEIDE & RIEGER 2013). Die Organismen, die nicht bis zur Art weiter bestimmt werden konnten, sind dick markiert.*

Stamm	Unterstamm	Klasse	Unterklasse	Ordnung	Familie	Art
Cnidaria		Hydrozoa	Hydroidolina	Leptothecata	Campanulariidae	<i>Gonothyrea loveni</i>
Cnidaria		Hydrozoa	Hydroidolina	Leptothecata	Campanulariidae	<i>Harilaubella gelatinosa</i>
Cnidaria		Hydrozoa	Hydroidolina	Leptothecata	Sertulariidae	<i>Dynamena pumila</i>
Cnidaria		Hydrozoa	Hydroidolina	Leptothecata	Sertulariidae	<i>Sertularia cupressina</i>
Cnidaria		Hydrozoa	Hydroidolina	Anthoathecata	Cordylophoridae	<i>Cordylophora caspia</i>
Cnidaria		Hydrozoa	Hydroidolina	Anthoathecata	Corynidae	<i>Coryne tubulosa</i>
Platyhelminthes		<b>Turbellaria</b>				
Bryozoa		Gymnolaemata		Cheilostomatida	Calloporidae	<i>Callopora lineata</i>
Bryozoa		Gymnolaemata		Cheilostomatida	Electridae	<i>Einhornia crustulenta</i>
Bryozoa		Gymnolaemata		Cheilostomatida	Electridae	<i>Electra pilosa</i>
Bryozoa		Gymnolaemata		Ctenostomatida	Alcyonidiidae	<i>Alcyonidium polyoum</i>
Bryozoa		Gymnolaemata		Ctenostomatida	Farellidae	<i>Farella repens</i>
<b>Nemertea</b>						
Nemertea		Enopla	Hoploneurtea	Monostilifera	Tetrasemmatidae	<i>Cyanophthalma obscura</i>
Nemertea		Anopla	Heteronemertea		Lineidae	<i>Lineus ruber</i>
Mollusca		Bivalvia	Pteriomorpha	Mytiloidea	Mytilidae	<i>Mytilus edulis</i>
Mollusca		Bivalvia	Heterodonta	Veneroidea	Tellinidae	<i>Macoma balthica</i>
Mollusca		Bivalvia	Heterodonta	Veneroidea	Cardiidae	<i>Cerastoderma glaucum</i>
Mollusca		Bivalvia	Heterodonta	Veneroidea	Cardiidae	<i>Parvicardium hauniense</i>
Mollusca		Bivalvia	Heterodonta	Myoidea	Myidae	<i>Mya arenaria</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Hydrobiidae	<i>Ecerobia ventrosa</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Hydrobiidae	<i>Hydrobia acuta</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Hydrobiidae	<i>Peringia ulvae</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Littorinidae	<i>Littorina littorea</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Littorinidae	<i>Littorina saxatilis</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Rissoidae	<i>Pusillina inconspicua</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Rissoidae	<i>Rissoa membranacea</i>
Mollusca		Gastropoda	Caenogastropoda	Littorinimorpha	Tateidae	<i>Potamopyrgus antipodarum</i>
Mollusca		Gastropoda	Heterobranchia	Cephalaspidea	Retusidae	<i>Retusa obtusa</i>
Mollusca		Gastropoda	Heterobranchia	Cephalaspidea	Retusidae	<i>Retusa truncatula</i>
Mollusca		Gastropoda	Heterobranchia	Sacoglossa	Limapontiidae	<i>Alderia modesta</i>
Mollusca		Gastropoda	Heterobranchia	Sacoglossa	Limapontiidae	<i>Limapontia capitata</i>
Mollusca		Gastropoda	Heterobranchia	Sacoglossa	Plakobranchiidae	<i>Elysia viridis</i>
Annelida		Polychaeta	Errantia	Phyllodocida	Nereididae	<i>Alitta succinea</i>
Annelida		Polychaeta	Errantia	Phyllodocida	Nereididae	<i>Hediste diversicolor</i>
Annelida		Polychaeta	Errantia	Phyllodocida	Phyllodocidae	<i>Eteone longa</i>
Annelida		Polychaeta	Errantia	Phyllodocida	Polynoidae	<i>Bylgides sarsi</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Sabellida	Fabriciidae	<i>Fabricia stellaris</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Spionida	Spionidae	<i>Dipolydora quadrilobata</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Spionida	Spionidae	<i>Marenzelleria viridis</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Spionida	Spionidae	<i>Polydora cornuta</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Spionida	Spionidae	<i>Pygospio elegans</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Spionida	Spionidae	<i>Streblospio shrubsolii</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Arenicolidae		<i>Arenicola marina</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Capitellidae		<i>Capitella capitata</i>
Annelida		Polychaeta	Sedentaria	Capitellidae		<i>Heteromastus filiformis</i>
Annelida		Citellata	Oligochaeta	Enchytraeida	<b>Enchytraeidae</b>	
Annelida		Citellata	Oligochaeta	Haplotaxida	<b>Tubificidae</b>	
Annelida		Citellata	Oligochaeta	Haplotaxida	Tubificidae	<b>Cheotogaster</b>
Annelida		Citellata	Oligochaeta	Haplotaxida	Tubificidae	<i>Heterochaeta costata</i>
Annelida		Citellata	Oligochaeta	Haplotaxida	Tubificidae	<i>Paranais littoralis</i>
Annelida		Citellata	Oligochaeta	Haplotaxida	Tubificidae	<i>Tubificoides benedii</i>
Arthropoda	Chelicerata	Arachnida			<b>Halacaridae</b>	
Arthropoda	Crustacea	Maxillopoda	Thecostraca	Sessilia	Balanidae	<i>Amphibalanus improvisus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Decapoda	Crangonidae	<i>Crangon crangon</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Decapoda	Palaemonidae	<i>Palaemon adspersus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Decapoda	Palaemonidae	<i>Palaemonetes varians</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Mysida	Mysidae	<i>Neomysis integer</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Mysida	Mysidae	<i>Praunus flexuosus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Mysida	Mysidae	<i>Praunus inermis</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Aoridae	<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Calliopidae	<i>Calliopius laevisculus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Corophiidae	<i>Corophium volutator</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Corophiidae	<i>Monocorophium insidiosum</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus locusta</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus oceanicus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus salinus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus tigrinus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Gammaridae	<i>Gammarus zaddachi</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Talitridae	<i>Orchestia gammarellus</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Amphipoda	Talitridae	<i>Platorchestia platensis</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Tanaidacea	Leptocheilidae	<i>Heterotanaeis oerstedii</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Tanaidacea	Tanaididae	<i>Sinelobus stanfordi</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Anthuridae	<i>Cyathura carinata</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Idoteidae	<i>Idotea balthica</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Idoteidae	<i>Idotea chelipes</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Janiridae	<i>Jaera albifrons</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Ligiidae	<i>Ligia oceanica</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Sphaeromatidae	<i>Lekanesphaera hookeri</i>
Arthropoda	Crustacea	Malacostraca	Eumalacostraca	Isopoda	Sphaeromatidae	<i>Lekanesphaera rugicauda</i>
Arthropoda	Hexapoda	Insecta		<b>Coleoptera</b>		
Arthropoda	Hexapoda	Insecta		<b>Diptera</b>		
Arthropoda	Hexapoda	Insecta		Diptera	<b>Chironomidae</b>	
Arthropoda	Hexapoda	Insecta		Lepidoptera	Crambidae	<i>Elophila nymphaeata</i>
Echinodermata	Asterozoa	Asteroidea		Forcipulatida	Asteriidae	<i>Asterias rubens</i>

### **Zusätzliche Informationen zu den Messkampagnen**

Die Messkampagne in Heiligenhafen wurde im November 2013 von IOW-Mitarbeitern durchgeführt. Die anschließende Probenauswertung wurde größtenteils von ebendiesen erarbeitet, Anteile davon wurde aber auch von der Autorin im Rahmen der Bearbeitungszeit dieser Bachelorarbeit ausgeführt.

Die Messkampagne im April 2014 wurde von IOW-Mitarbeitern und der Autorin durchgeführt. Die Zuständigkeit der Autorin bezieht sich dabei auf das Waschen/Sieben der Endo- und Epifauna-Proben, die Fixierung der Proben, Protokollführung, etc.

Im Labor wurde die Auswertung der in dieser Bachelorarbeit betrachteten neun Proben von der Autorin, durch hilfreiche Unterstützung bei der Artenbestimmung und Auswertung einiger Proben durch IOW-Mitarbeiter, erarbeitet.

### **Das Gerätschaften der Probenentnahme**

In der Abbildung A-1 ist ein Teil des benötigten Materials der Probenentnahme im Feld dargestellt. Im unteren Bildteil ist die Dredge („Kescher 2“) zu sehen, mit der die qualitative Probenentnahme erfolgte. Mit dem Stechrohr „Steffi“ wurden die quantitativen Proben entnommen. Das Stechrohr, mit einer Bezugsfläche von 0,00785 m<sup>2</sup>, ist die Weiterentwicklung eines Stechrohres der Uni Rostock, welches ZETTLER 1993 für die Probenentnahme seiner Diplomarbeit nutzte.



*Abbildung A-1: Material zur Entnahme der Proben im Feld. Handsiebe, Probenbehälter, Stechrohr, Dredge, etc.*

Zur Probenentnahme wird das Stechkorn, ähnlich wie ein Spaten, in den Meeresboden gedrückt und hinein gedreht. Durch einen erzeugten Unterdruck, lässt sich das Rohr mit dem darin enthaltenen Sedimentkern heraus ziehen.

### Informationen zu den Stationen

Die folgende Tabelle A-II zeigt die Koordinaten der Stationen, die genauen Daten der Beprobungskampagnen und Auffälligkeiten bei der Probenentnahme.

*Tabelle A-II: Informationen zur den Stationen und der Beprobung*

<b>Nummer</b>	<b>Stationsname</b>	<b>Koordinate N</b>	<b>Koordinate E</b>	<b>Kampagne 1</b>	<b>Kampagne 2</b>	<b>Besonderheiten Nov'13</b>	<b>Besonderheiten Apr'14</b>
1	<b>EH 01</b>	54.382050°	10.944390°	12.11.2013	22.04.2104		
2	<b>EH 02</b>	54.380410°	10.948430°	11.11.2013	22.04.2014		
3	<b>EH 03</b>	54.383210°	10.950390°	12.11.2013	22.04.1924		<i>viele Quallen</i>
4	<b>BS 01</b>	54.380350°	10.953670°	12.11.2013	22.04.2014		<i>Flunder, Seenadel</i>
5	<b>BS 02</b>	54.380350°	10.966270°	12.11.2013	22.04.2104		<i>Asseln</i>
6	<b>BS 03</b>	54.374820°	10.967850°	12.11.2013	22.04.2014		<i>Quallen, Flunder</i>
7	<b>BS 04</b>	54.375350°	10.979790°	12.11.2013	22.04.2104		
8	<b>YH 01</b>	54.375340°	10.981290°	12.11.2013	23.04.2014	<i>sehr viele Mytilus</i>	<i>Seestern</i>
9	<b>YH 02</b>	54.378420°	10.980710°	12.11.2013	23.04.2014		
10	<b>YH 03</b>	54.380310°	10.984360°	14.11.2013	23.04.2014		
11	<b>GW 01</b>	54.377240°	10.990070°	13.11.2013	23.04.2014		
12	<b>GW 02</b>	54.376150°	10.987850°	13.11.2013	23.04.2014	<i>viele leere Mya</i>	
13	<b>GW 03</b>	54.378910°	10.992850°	13.11.2013	23.04.2014		
14	<b>GW 04</b>	54.378030°	10.994170°	13.11.2013	24.04.2014		
15	<b>GW 05</b>	54.377810°	10.995640°	13.11.2013	23.04.2014		
16	<b>GW 06</b>	54.376800°	10.995650°	13.11.2013	23.04.2014	<i>Flunder</i>	
17	<b>GW 07</b>	54.377610°	10.998750°	13.11.2013	24.04.2014		
18	<b>GW 08</b>	54.378350°	10.999330°	13.11.2013	24.04.2014		
19	<b>GW 09</b>	54.378720°	11.002350°	14.11.2013	24.04.2014		
20	<b>GW 10</b>	54.376130°	11.008285°	14.11.2013	25.04.2014		<i>viele Arenicola-Haufen</i>
21	<b>GW 11</b>	54.376194°	11.011889°	14.11.2013	25.04.2014		
22	<b>GW 12</b>	54.378760°	11.014180°	14.11.2013	25.04.2014	<i>viele Grünalgen</i>	
23	<b>GW 13</b>	54.38007°	11.01828°	14.11.2013	24.04.2014		
24	<b>GW 14</b>	54.377780°	11.018770°	14.11.2013	24.04.2014	<i>Flunder</i>	
25	<b>GW 15</b>	54.378706°	11.023714°	14.11.2013	24.04.2014		
26	<b>GW 16</b>	54.377410°	11.021150°	14.11.2013	24.04.2014		

## Abbildungen und Informationen zu ausgewählten Stationen des Beprobungsgebietes

Die folgenden Abbildungen zeigen ausgewählte Stationen des Beprobungsgebietes. Besonderheiten der Stationen werden ausgeführt.

### 1. Sektion Eichholz (Abb. A-2):



*Abbildungen A-2: a) der See Eichholz, fotografiert von der sog. ‚Elefantbrücke‘ (Abb. Zur Verfügung gestellt von U. Niermann, NABU) b) Station EH 01 bei der Probenentnahme im April 2014; Stadt Heiligenhafen im Hintergrund*

### 2. Sektion Binnensee (Abb. A-3):



*Abbildungen A-3: Station BS 02 im April 2014 a) IOW-Mitarbeiter beim Protokollieren. Künstlich angefertigte Uferbefestigung nahe des Steges im Hintergrund. b) Zwischen den Steinen der Uferbefestigung konnte die Assel *Ligia oceanica* nachgewiesen werden. Die Dredgenproben wurden manuell um diese Art erweitert. (Abb. A-3b zur Verfügung gestellt von U. Niermann, NABU)*

3. Sektion Yachthafen (Abb. A-4, A-5):



*Abbildungen A-4: Die Station YH 01 im November 2013 (Abb. Zur Verfügung gestellt von der AG „Ökologie benthischer Organismen“, IOW) a) Probenentnahme. An der Hafenanlage wurden vermehrt *Mytilus edulis* vorgefunden. b) *Mytilus edulis* im Yachthafen*



*Abbildung A-5: Probenentnahme der Station YH 01 im April 2014. Kein Vorkommen von *Mytilus edulis*. Im Hintergrund sieht man deutlich die Freizeitnutzung des Yachthafens während der Frühjahrs- und Sommermonate.*

4. Sektion Graswarder (Abb. A-6, A-7, A-8):



*Abbildungen A-6: Station GW 01 im April 2014 a) Blick nach Norden in die Lagune b) Blick Richtung Südwesten zur Stadt Heiligenhafen*



*Abbildungen A-7: Station GW 10 im April 2014. a) Ort der Probenentnahme b) seltene Flora im Naturschutzgebiet mit Vogelbeobachtungsturm des NABU im Hintergrund.*



*Abbildung A-8: GW 15 ist die östlichste Station im Beprobungsgebiet. Diese Bucht stellt die Spitze der Nehrungshalbinsel Graswarder dar und steht in direktem Kontakt zur offenen Ostsee. Blick nach Nordosten, Richtung Fehmarn.*

## Multidimensionale Skalierung der quantitativen Analyse und ANOSIM

Wie in der Einleitung ersichtlich, wurde ursprünglich eine Gemeinschaftsbildung innerhalb der Sektionen erwartet. Wie die Clusteranalyse (Abb. A-9) zeigt, muss diese Hypothese jedoch verworfen werden. Eine weitere MDS wurde erstellt und eine ANOSIM durchgeführt, um die Ablehnung dieser Hypothese noch einmal zu unterstreichen.

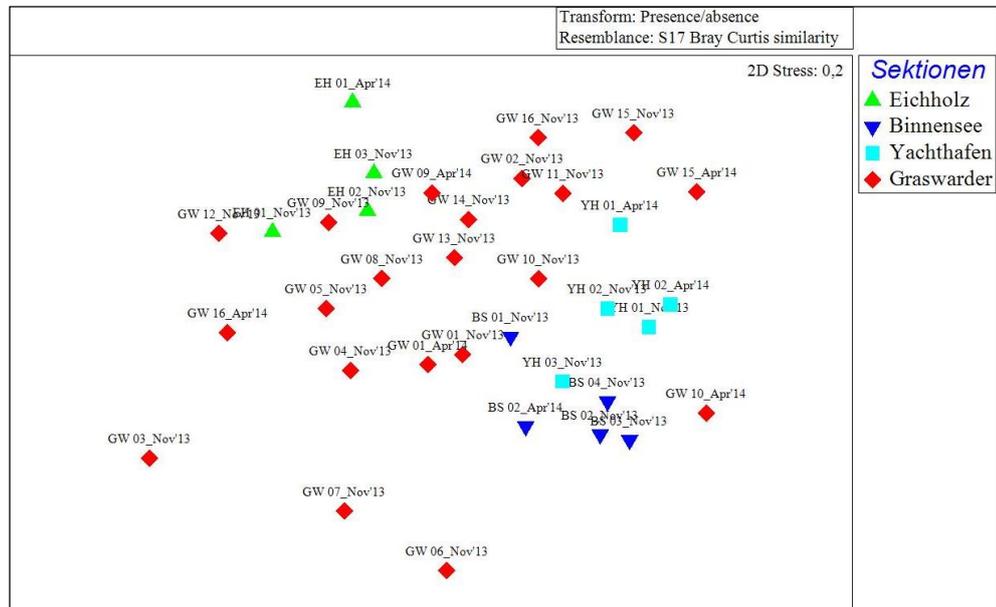


Abbildung A-9: MDS der qualitativen Proben (Einteilung in vier Gruppen an Hand der Sektionen)

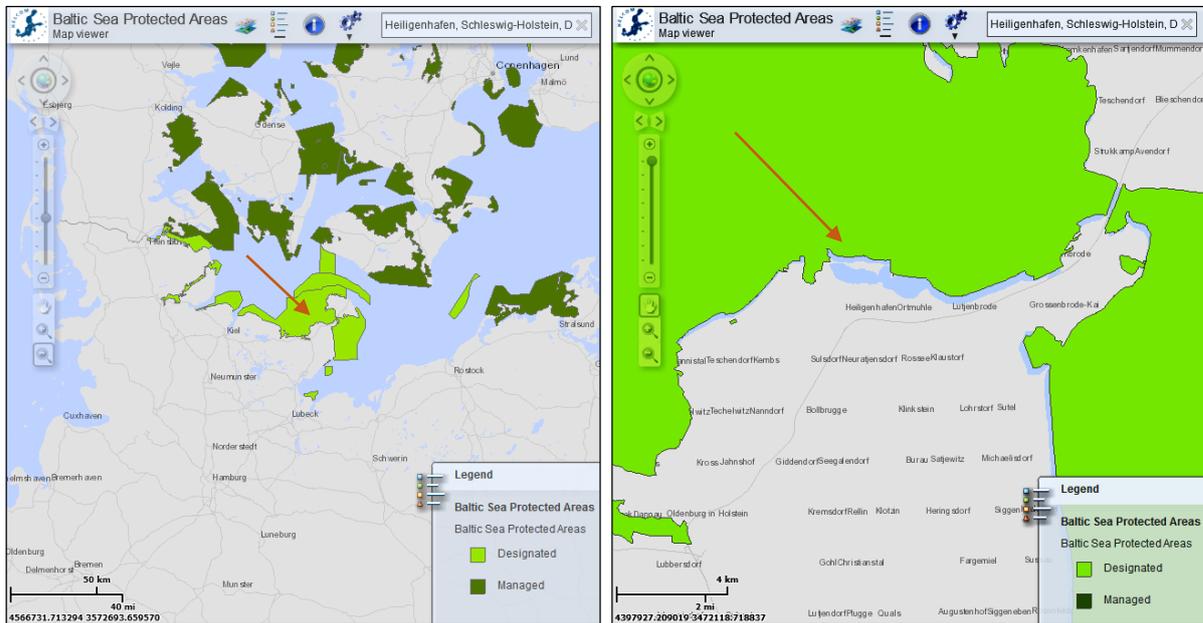
Das Ergebnis dieser Varianzanalyse (Abb. A-10) zeigt keine Signifikanz. D.h. die Gemeinschaftsbildung der Organismen durch räumliche Gruppenbildung in den Sektionen ist zwar wahrscheinlich aber nicht signifikant.

Global Test						
Sample statistic (Global R): 0,19						
Significance level of sample statistic: 1,6%						
Number of permutations: 999 (Random sample from a large number)						
Number of permuted statistics greater than or equal to Global R: 15						
Pairwise Tests						
Groups	R	Significance	Possible	Actual	Number	>=
	Statistic	Level %	Permutations	Permutations	Observed	
Eichholz, Binnensee	0,934	0,8	126	126	1	
Eichholz, Yachthafen	0,963	0,8	126	126	1	
Eichholz, Graswarder	0,08	27,1	12650	999	270	
Binnensee, Yachthafen	0,376	0,8	126	126	1	
Binnensee, Graswarder	0,278	3	65780	999	29	
Yachthafen, Graswarder	0,126	18,4	65780	999	183	

Abbildung A-10: Ergebnis der ANOSIM (Überprüfung auf Signifikanz an Hand der vier Sektionen).

## Baltic Sea Protected Areas der südlichen Ostsee

Die BSPA; Schutzzonen der HELCOM, umschließen Heiligenhafen und die Nehrungshalbinsel Graswarder (Abb. A-11).



*Abbildungen A-11: a) BSPA nahe der südwestlichen Ostseeküste Deutschlands. b) BSPA umschließt das NSG Graswarder (Pfeil deutet auf die Nehrungshalbinsel) (Quelle: HELCOM 2014)*

## **Danksagung**

Ein besonderer Dank gilt Herrn Dr. Zettler und Herrn Prof. Dr. Bathmann für Ihre Betreuung und den Anregungen während meiner Arbeit am IOW.

Außerdem bedanke ich mich bei Frau Glockzin, Frau Keiser, Frau Harder, Herrn Pohl und Herrn Schlumberger für die hilfreiche Zusammenarbeit im Labor und bei der Probenentnahme. Vielen Dank auch an den NABU Graswarder/Heiligenhafen.

Für die weitere Betreuung des Projekts wünsche ich Herrn Schlumberger alles Gute.

Meiner Familie danke ich von Herzen, da sie mich immer in meinem Leben und Tun unterstützen. Außerdem meinen Rostocker Freunden, die mein Studentenleben geprägt haben und viele tolle Erinnerungen geschaffen haben.

## **Eidesstattliche Erklärung**

Hiermit versichere ich, Nora Salland, dass ich die vorliegende Bachelorarbeit selbstständig verfasst habe.

Es wurden nur die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt und alle wörtlich oder sinngemäß übernommenen Gedanken und Schriften Anderer kenntlich gemacht. Das Thema dieser Arbeit ist in ähnlicher Fassung noch nicht Bestandteil einer bisherigen Studienleistung gewesen.

*Rostock, den 24.06.2014* \_\_\_\_\_