



Abschlussbericht zur Ausschreibung 62180-04-P22

„Neobiota-Basislinie in niedersächsischen Küstengewässern“

Erstellt im Auftrag des Niedersächsischen Landesbetriebs für Wasserwirtschaft, Küsten- und Naturschutz und der Nationalparkverwaltung Niedersächsisches Wattenmeer



Universität Oldenburg

Institut für Chemie und Biologie der Meere

Dr. Sven Rohde

Prof. Peter Schupp

Senckenberg am Meer

Abteilung Meeresforschung

Dipl.-Biol. Alexandra Markert

Dr. Achim Wehrmann

Wilhelmshaven, Juli 2015

Dieser Bericht ist durch den Niedersächsischen Landesbetrieb für Wasserwirtschaft, Küsten- und Naturschutz (NLWKN) und die Nationalparkverwaltung Niedersächsisches Wattenmeer (NLPV) beauftragt worden. Die Verantwortung für den Inhalt liegt allein bei den Autoren. Der Bericht gibt die Auffassung der Autoren wieder und muss nicht mit der Meinung von NLWKN/NLPV übereinstimmen. NLWKN und NLPV übernehmen keine Gewähr für die Richtigkeit, die Genauigkeit und Vollständigkeit der Angaben sowie für die Beachtung der Rechte Dritter. Der Auftraggeber behält sich alle Rechte vor, insbesondere darf dieser Bericht nur mit seiner Zustimmung ganz oder teilweise vervielfältigt bzw. Dritten zugänglich gemacht werden.

Zitiervorschlag:

Rohde, S., A. Markert, P. Schupp, A. Wehrmann. 2015. Neobiota-Basislinie in niedersächsischen Küstengewässern. Bericht erstellt im Auftrag des NLWKN und NLPV.



Universität Oldenburg

Institut für Chemie und Biologie der Meere

Dr. Sven Rohde

Prof. Peter Schupp

Schleusenstraße 1

26382 Wilhelmshaven

Tel.: 04421-944-215

e-mail: sven.rohde@uni-oldenburg.de

SENCKENBERG
world of biodiversity

Senckenberg am Meer

Abteilung Meeresforschung

Dipl.-Biol. Alexandra Markert

Dr. Achim Wehrmann

Südstrand 40

26382 Wilhelmshaven

Tel.: 04421-9475-230

e-mail: achim.wehrmann@senckenberg.de

Inhalt

Zusammenfassung	5
Einleitung	6
Hintergrund	6
Zielsetzung	7
Definitionen	9
Methoden	10
Probendesign	11
HELCOM/OSPAR (H/O)	11
Rapid Assessment (RA)	12
Probenahme	13
Hartsubstrate (H/O und RA)	13
Mobile Fauna (H/O)	14
Weichsubstrate (H/O und RA)	14
Probenaufbereitung (H/O und RA)	15
Abiotische Begleitparameter	15
Korngrößenanalyse (H/O)	15
Temperatur und Salinität (H/O und RA)	15
Secchi-Tiefe (H/O)	15
Standortübersicht	16
Lagepläne der Stationen an den Standorten	17
01-04 Häfen	18
05-08 Buhnen und Leitdämme	26
09 Fahrwassertonnen	30
12 Weichböden	31
13-16 Austernriffe	32
Ergebnisse	33
Arteninventar: alle Standorte	33

Artenzahlen nach HELCOM/OSPAR und RA-Protokoll.....	41
Artenpräsenz.....	48
Arten-Areal-Kurven.....	59
Abiotische Begleitparameter	62
Erkenntnisse	69
Empfehlungen.....	75
Danksagung.....	78
Literatur.....	79

Zusammenfassung

Mit der vorliegenden Studie ‚Neobiota-Basislinie für niedersächsische Küstengewässer‘ wurde im Herbst 2014 das marine Arteninventar einschließlich der gebietsfremden Arten umfänglich erfasst. Dabei sollten, hinausgehend über das seit 2009 in vier niedersächsischen Sportboothäfen angewandtem Rapid Assessment (RA), weitere potentielle Bioinvasions-, ‚Hot spots‘ untersucht werden. Dazu zählen Häfen mit internationalem Schiffsverkehr, Buhnen und Leitdämme, Fahrwassertonnen, Weichböden und Austernriffe. Zusätzlich zu dem an diesen Standorten durchzuführendem Rapid Assessment sollten die vier Häfen Emden, Jade-Weser Port, Wilhelmshaven Binnen- und Marinehafen und Bremerhaven auch nach dem HELCOM/OSPAR Protokoll (H/O) erfasst werden. Insgesamt konnten 273 Arten bzw. Gattungen identifiziert werden, von denen 37 als Neobiota einzustufen sind. Für die niedersächsischen Küstengewässer konnte im Rahmen dieser Studie der Erstnachweis für die Bryozoe *Smittoidea prolifica*, gefunden am Jade-Weser Port und im Wilhelmshavener Marinehafen, und für das Emsästuar der Erstnachweis der Schwarzmundgrundel *Neogobius melanostomus* erbracht werden. Keine der Erfassungsmethoden konnte für sich betrachtet weder die Gesamtartenzahl, noch die Anzahl an Neobiota erfassen. Die Erfassung nach H/O ist auf Grund des größeren Probenumfangs und der im Subtidal beprobten Habitate in der Lage deutlich mehr Arten und Neobiota zu erfassen, als die Schnellerfassung (RA). Auf Grundlage dieser Studie werden Empfehlung für zukünftige Monitoringprogramme gegeben: (i) im Monitoring sind das H/O Protokoll und das RA zu kombinieren, (ii) das RA ist durch weitere Kratz- und Sedimentproben zu ergänzen, (iii) das H/O Protokoll ist im bestehenden methodischen Umfang (u.a. Taucher) durchzuführen, (iv) zur Erfassung der Neobiota ist jährlich durchzuführen, hierfür sind 4 Häfen (H/O und RA) und 4 Austernriffe (RA) ausreichend, (v) zusätzlich wird empfohlen die Fahrwassertonne der Außenästuare und Schifffahrtsstraßen Ems, Jade und Weser zu beproben, (vi) die dauerhafte taxonomische Expertise ist durch entsprechende Fördermaßnahmen zu gewährleisten. Der zeitliche Aufwand liegt pro H/O Standort (Hafen) bei 266 Stunden und pro RA Standort (Hafen bzw. Austernriff) bei 67 Stunden. Der zeitliche Gesamtaufwand für das empfohlene Neobiota-Monitoring beträgt demnach 1800 Stunden.

Einleitung

Hintergrund

Zur Bewertung des ökologischen Zustands der europäischen Meeresgebiete sieht die EU Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie (2008/56/EG) (MSRL) auch die Erfassung und Bewertung von gebietsfremden Arten (Neobiota) vor (Deskriptor 2). Gebietsfremde Arten werden über anthropogene Vektoren (Einbringungspfade) wie Schifffahrt und Aquakulturanlagen eingeschleppt. Die Ansiedlung von gebietsfremden Arten kann ein erheblicher Gefährdungsfaktor für die biologische Vielfalt sein (Fritts und Rodda 1998, Lockwood 2004). Die Auswirkungen von zudem invasiven Arten auf das Ökosystem der Nordsee sind unterschiedlich und hängen stark von der betrachteten Art, dem Ausmaß der Invasion und der Empfindlichkeit der jeweiligen Lebensraumtypen ab. Ursachen für die zunehmende Ausbreitung von gebietsfremden Arten in Küstengewässern und im Meer sind neben dem zunehmenden internationalen Schiffsverkehr mit den Einschleppungsvektoren Ballastwasser und hull-fouling, die Ausbreitung über Besatzimporte für Aquakulturen sowie das Ansteigen der Wassertemperatur durch die globale Klimaveränderung (Leppäkoski et al. 2002).

Gebietsfremde Arten sind am Anfang ihrer Ausbreitung oft unauffällig, können später aber invasiv werden, insbesondere dann, wenn sich die Umweltbedingungen ändern (sog. ökologische Schläfer). Prognosen dazu sind mit sehr großen Unsicherheiten verbunden. Nach erfolgreicher Etablierung sind gebietsfremde Arten i.d.R. nicht oder nur sehr schwer aus dem betroffenen Ökosystem zu entfernen. Deshalb müssen, neben der Identifizierung der relevanten Einbringungspfade, die als invasiv bekannten Arten beim ersten Auftreten umgehend mit geeigneten Gegenmaßnahmen bekämpft werden (Simberloff 2009). Dementsprechend ist es essentiell, Neobiota frühestmöglich zu identifizieren. Dies ist nur möglich, wenn geeignete Monitoring-Programme installiert werden, die mit angemessener Methodik potentielle Standorte, welche eine Erstbesiedlung durch gebietsfremde Arten erwarten lassen, untersuchen.

In Niedersachsen wurden ab 2009 innerhalb eines jährlichen Monitoringprogramms zur ‚Schnellerfassung Neobiota Deutsche Küstengewässer‘ (Rapid Assessment, RA) Sportboothäfen in Emden, Benseniel, Wilhelmshaven und Cuxhaven untersucht (Lackschewitz et al. 2011, Buschbaum et al. 2012). Die Sportboothafen-Standorte sollten

mit diesem Projekt durch weitere potentielle Bioinvasions-,Hot spots', also Häfen mit internationaler Bedeutung, Buhnen und Leitdämme, Fahrwassertonnen, Reedegebiete, und Austernriffe erweitert und die Methodik an die lokalen Bedingungen angepasst werden. Zusätzlich zu dem von Lackschewitz et al. (2011) und Buschbaum et al. (2012) angewandtem RA Protokolls sollten in den niedersächsischen Industrie- und Marinehäfen die Organismen anhand des standardisierten HELCOM/OSPAR Protokolls (Joint HELCOM/OSPAR Guidelines, OSPAR Agreement 2013-09) erfasst und die Besiedlung der Gemeinschaften durch Neobiota ermittelt werden. Die Erfassung der Fauna und Flora nach HELCOM/OSPAR umfasst benthische Proben an allen charakteristischen Hartsubstraten wie Kaimauern oder Schwimmpontons, Greiferproben des Weichsubstrats, Fänge des mobilen Makrobenthos inkl. Fischen, Plankton-Proben (Phyto-/Zoo-) und pathogene Keime. Auf die Beprobung pathogener Keime und des Planktons wurde im Rahmen dieser Studie verzichtet, da dies teils durch das intensive Landes-Monitoring abgedeckt wird bzw. eine einmalige Beprobung ungeeignet erscheint. Neben den benthischen Proben wurden die im HELCOM/OSPAR-Protokoll vorgesehenen chemisch-physikalischen Begleitparameter Korngröße, Wassertemperatur, Salinität, und Secchi-Tiefe mit erfasst.

Der bisher angewandte Ansatz des RA zur Erfassung von Neobiota erschwert eine Einschätzung des nötigen Probennahmeaufwands, um eine annähernd realistische Artenzahl nachweisen zu können. Mit zunehmender Probenzahl (Replikate) wird zum einen mehr Fläche beprobt und zum anderen mehr (Mikro-) Habitate abgedeckt, was die Erfassung seltener Arten erhöht. Es ist davon auszugehen, dass die kumulative Artenliste aus systematischen Gründen sukzessive wächst. Arten-Areal-Kurven, die in dieser Studie auf Grund der großen Anzahl an Replikaten generiert werden konnten, lassen die systematische Beziehung von Probenzahl zu Arteninventar abschätzen. Zukünftige Monitoringprogramme können somit hinsichtlich des Probenumfangs optimiert werden.

Zielsetzung

Hauptziel dieses Projektes war das aktuelle benthische Arteninventar in niedersächsischen Küstengewässern möglichst umfänglich zu erfassen.

Zusätzlich zu dem bestehenden Sportboothafen-Monitoring in Niedersachsen sollten insbesondere solche Standorte beprobt werden, die die größte Wahrscheinlichkeit einer Besiedelung durch Neobiota aufweisen. Damit können invasive ‚Hot spots‘ identifiziert und

deren Invasionspotential bestimmt werden. Dies ermöglicht eine angepasste Standortwahl bei zukünftigen Untersuchungen.

Gleichzeitig sollten in diesem Zusammenhang die Ergebnisse des RA und des HELCOM/OSPAR-Protokolls dieser Studie gegenübergestellt werden, um zukünftigen Monitoringprogrammen eine optimierte Methodik zu empfehlen.

Folgende Häfen mit internationalem Schiffsverkehr wurden sowohl nach RA-Methoden als auch nach dem HELCOM/OSPAR-Protokoll untersucht:

- Jade-Weser Port (01 JWP)
- Bremerhaven (02 BHV).
- Emden (03 EMD)
- Wilhelmshaven Marinehafen (04 WHV-M)
- Wilhelmshaven Binnenhafen (04 WHV-B)

Zusätzlich wurden neun potentielle ‚Hot spot‘-Standorte nach wissenschaftlich-strategischen Gesichtspunkten ausgewählt. An verschiedenen Habitattypen der untersuchten Buhnen/Leitdämme, Fahrwassertonnen, Weichböden der Außenreedee und Austernriffe wurden die benthischen Organismen nach der RA-Methode erfasst.

Folgende Fragestellungen sollten geklärt werden:

- 1) Unterscheidet sich das Arteninventar, das nach dem HELCOM/OSPAR Protokoll aufgenommen wurden, vom Arteninventar, das nach der Rapid Assessment (RA) Methode (Buschbaum et al. 2012) aufgenommen wurde?
- 2) Welche Lebensräume sind besonders attraktiv für die Einwanderung von Neobiota?
- 3) Welcher Probenahme-Aufwand muss für eine effektive Erfassung von Neobiota betrieben werden?

Definitionen

Ein Manko zahlreicher, auch neuerer Erhebungen ist das Fehlen einer genauen Begriffsbestimmung. Vielfach werden Begriffe aus dem Themenfeld ‚Bioinvasion‘ beliebig oder synonym benutzt. Ein erster Ansatz dies zu vereinheitlichen, fand mit den ‚Stuttgarter Thesen zur Neozoen-Problematik‘ (Anonymus 1996) statt. Darauf aufbauend wurden speziell für das Makrozoobenthos der Nordsee einige Begriffsdefinitionen von Nehring & Leuchs (1999) überarbeitet. Dies betrifft insbesondere den Zeitpunkt der Unterscheidung zwischen Archäozoa und Neozoa, der von 1492 auf 982 (Einschleppung von *Mya arenaria* von der Ostküste Nordamerikas durch Erich den Roten) zurückdatiert wurde. Nachfolgend werden Definitionen unterschiedlicher Quellen dargestellt. Die in dieser Studie verwendete Definition bezieht sich auf die des BfN mit den Ergänzungen durch Nehring & Leuchs (1999).

Definitionen gemäß BfN

Einheimische Arten

Pflanzen- bzw. Tierarten, die von Natur aus in Deutschland vorkommen bzw. seit der letzten Eiszeit ohne Mitwirkung des Menschen eingewandert sind.

Anmerkung: dieser Begriff grenzt sich von dem Begriff „heimische Art“ lt BNatSchG 2009 §7 „eine wild lebende Tier- oder Pflanzenart, die ihr Verbreitungsgebiet oder regelmäßiges Wanderungsgebiet ganz oder teilweise a) im Inland hat oder in geschichtlicher Zeit hatte oder b) auf natürliche Weise in das Inland ausdehnt; als heimisch gilt eine wild lebende Tier- oder Pflanzenart auch, wenn sich verwilderte oder durch menschlichen Einfluss eingebürgerte Tiere oder Pflanzen der betreffenden Art im Inland in freier Natur und ohne menschliche Hilfe über mehrere Generationen als Population erhalten“ ab.

Gebietsfremde Arten

Pflanzen- bzw. Tierarten, die von Natur aus nicht in Deutschland vorkommen, sondern durch den Einfluss des Menschen (beabsichtigt oder unbeabsichtigt) eingebracht wurden, oder die unter Beteiligung gebietsfremder Arten evolutionär entstanden sind.

Neobiota (Neophyten / Neozoen)

gebietsfremde Arten (bzw. gebietsfremde Pflanzen- bzw. Tierarten), die mit dem verstärkten Güteraustausch seit der Entdeckung Amerikas 1492 eingebracht wurden.

Etablierte Neobiota

Neophyten- bzw. Neozoenarten, die über mehrere Generationen in Deutschland wild lebend vorkommen und sich ohne Zutun des Menschen vermehren.

Unbeständige Neobiota

Neophyten- bzw. Neozoenarten, die gelegentlich zerstreut wild auftreten, aber nicht etabliert sind (s.u.).

Archäobiota (Archäophyten / Archäozoen)

gebietsfremde Arten (bzw. gebietsfremde Pflanzen- bzw. Tierarten), die vor 1492 (z.B. im Zuge des Ackerbaus) eingebracht wurden. Traditionsgemäß werden diese alteingebürgerten Arten im Naturschutz den einheimischen Arten gleichgestellt.

Definition gemäß Nehring & Leuchs 1999

(BfG 1200: Neozoa (Makrozoobenthos) an der Deutschen Nordseeküste – Eine Übersicht -)

Neozoon

Tierart, die nach 982 unter direkter oder indirekter Mitwirkung des Menschen in ein bestimmtes Gebiet gelangt ist und dort seit mindestens drei Generationen (= etablierte Fortpflanzungsgemeinschaft) oder über einen längeren Zeitraum (mind. 25 Jahre) im betrachteten Gebiet bis heute wild lebt. Zur weiteren Differenzierung wird zwischen Neozoon actuale, N. incertum und N. simulatum unterschieden.

Definition gemäß IUCN

(Guidelines for the Prevention of Biodiversity Loss Caused by Alien Invasive Species (2000). Approved by the IUCN Council, Feb 2000)

Alien species

(non-native, non-indigenous, foreign, exotic) means a species, subspecies, or lower taxon occurring outside of its natural range (past or present) and dispersal potential (i.e. outside the range it occupies naturally or could not occupy without direct or indirect introduction or care by humans) and includes any part, gametes or propagule of such species that might survive and subsequently reproduce.

Definition gemäß UNEP-WCMC

(UNEP World Conservation Monitoring Centre – Glossary of Biodiversity Terms (<http://www.unep-wcmc.org/reception/glossary>))

Alien species

A species occurring in an area outside of its historically known natural range as a result of intentional or accidental dispersal by human activities (also known as an exotic or introduced species)

Definition gemäß EU PE-CONS 70/14

(Verordnung des Europäischen Parlaments und des Rates über die Prävention und das Management der Einbringung und Ausbreitung invasiver gebietsfremder Arten vom 17. September 2014)

Gebietsfremde Arten

Lebende Exemplare von Arten, Unterarten oder niedrigeren Taxa von Tieren, Pflanzen, Pilzen oder Mikroorganismen, die aus ihrem natürlichen Verbreitungsgebiet heraus eingebracht wurden, einschließlich Teilen, Gameten, Samen, Eiern oder Propagationsformen dieser Arten sowie Hybriden, Sorten oder Rassen, die überleben und sich anschließend fortpflanzen könnten.

Definition gemäß CBD

(Decision VI/23* of the Conference of the Parties to the CBD, Annex, footnote to the Introduction)

Alien species

A species, subspecies or lower taxon, introduced outside its natural past or present distribution; includes any part, gametes, seeds, eggs, or propagules of such species that might survive and subsequently reproduce.

Methoden

Probendesign

HELCOM/OSPAR (H/O)

An den Hafen-Standorten wurden an 3 Stationen (T1-T3) jeweils 3 Taucher-Kratzproben in 0,5 m (K05), 3 m (K3), ca. 5 m (K5) Wassertiefe (in Bezug auf das mittlere Tidehochwasser), sowie grundnahe Kratzproben über dem Boden (KB) genommen (Abb. 1). In Wilhelmshaven Marine- und Binnenhafen wurden je 2 Stationen beprobt (T1-T4). Jeweils 3 Greiferproben pro Station wurden direkt an der Kaimauer (S0) und in einem Abstand von ca. 50 m von der Kaimauer entfernt (S50), genommen. Für die Erfassung der mobilen Fauna wurden pro Station zwei verschiedene Fallentypen abgesenkt und nach zwei Tagen wieder eingeholt. Das Beprobungsschema nach HELCOM/OSPAR, sowie die im Bericht verwendeten Probenkürzel sind in Abb. 1 sowohl für die tidebeeinflussten Außenhäfen, wie auch für die tidefreien Binnenhäfen dargestellt.

Für die Artenabundanz und die Arten-Areal-Kurven standen damit die Daten von jeweils 9 Replikaten pro Kratzprobentiefe (Wilhelmshaven je 6) und pro Greiferposition zur Verfügung, wobei auch gefundenes Schalenmaterial oder Röhren von Organismen als vorhandene Arten in die Berechnung eingingen. An allen Standorten, mit Ausnahme von 01 JWP und 04 WHV-M, lagen 1 (03 EMD) bzw. 2 Stationen (02 BHV, 04 WHV-B) in Tide-unabhängigen Bereichen der Häfen. Da die Kratzprobe K05 (also in 0,5 m Tiefe) nach ökologischen Gesichtspunkten dem Habitat ‚obere Gezeitenzone‘ entspricht gibt es an tideunabhängigen Stationen keine K05 (s. Abb. 1) und die Replikatanzahl der Kratzproben in dieser Tiefe (K05) ist an diesem Standort reduziert. Die Replikatanzahl ist damit für die Berechnung der Artenabundanz bzw. der Arten-Areal-Kurven zu gering. Die Tabellen zur Artenabundanz enthalten entsprechende Vermerke und die Arten-Areal-Kurven wurden ab 3 m Tiefe berechnet. Für den Standort Wilhelmshaven wurden zusätzlich Arten-Areal-Kurven nach den zusammengefassten Daten aus WHV-Marine und WHV-Binnen berechnet. Die Artenabundanz wurde als Präsenz berechnet. Die Präsenz einer Art bezieht sich auf die Häufigkeit ihres Vorkommens in einer Kratzprobentiefe bzw. an einer der Greiferpositionen pro Standort (Replikatanzahl mit Fund). Bedingt durch die unterschiedlichen Replikatanzahlen, z.B. JWP 9 Replikate und WHV-B nur 6 Replikate, wurde die Häufigkeit des Vorkommens einer Art kategorisiert (siehe Tab. 17). Damit wird

die Vergleichbarkeit von Präsenzen an verschiedenen Standorten gewährleistet. So wurde z.B. einer Art X die Kategorie 2 zugeordnet, wenn sie in 3 von 9 Replikaten vorhanden war bzw. der Kategorie 3, wenn sie in 3 von 6 Replikaten gefunden wurde.

Arten-Areal-Kurven wurden mit PRIMER v5 (Clarke und Gorley 2001) berechnet, wobei ein Plot die kumulative Zahl verschiedener Arten nach Hinzufügen eines neuen Replikates darstellt. In die Berechnung flossen dabei alle Replikate einer Kratzprobentiefe bzw. Greiferposition pro Standort (also Replikate aller Stationen) ein. Die Reihenfolge der zu kumulierenden Replikate wurde 999-fach zufällig gewählt und die resultierende Arten-Areal-Kurve ergab sich aus den jeweiligen Mittelwerten, die aus den Wiederholungen an jeder Position berechnet wurden.

Rapid Assessment (RA)

Die Schnellerfassung der Arten fand in Anlehnung an das RA nach Gittenberger et al. (2010), Lackschewitz et al. (2011) und Buschbaum et al. (2012) als auch nach telefonischen Absprachen mit Dr. Gregor Scheiffarth (NLPV) bzw. Dr. Alexander Schroeder (NLWKN) statt.

Das RA wurde an allen Standorten in einem Zeitraum von maximal 3 Stunden (ca. 2 Stunden vor bis ca. 2 Stunden nach Niedrigwasser) von 4 Personen (2 Fauna, 2 Flora) durchgeführt. An jeder Station eines Standortes wurden die verschiedenen Positionen (Hartsubstrate, Schwimmpontons (falls vorhanden), Weichböden) nach Organismen visuell abgesucht (vis) und die erkannten Arten in Feldprotokollen festgehalten. Das RA wurde beendet, wenn der letzte Artfund mehr als 30 Minuten zurück lag. Arten mit unsicherer Identifizierung wurden zur genauen Bestimmung ins Labor verbracht. Zusätzlich wurden an Hartsubstraten bzw. Schwimmpontons eine zufällig ausgewählte Kratzprobe und in Weichböden eine Sedimentprobe genommen (s. Buschbaum et al. 2012). Diese wurden ebenfalls im Labor bearbeitet (für Details s. Kapitel Probennahme).

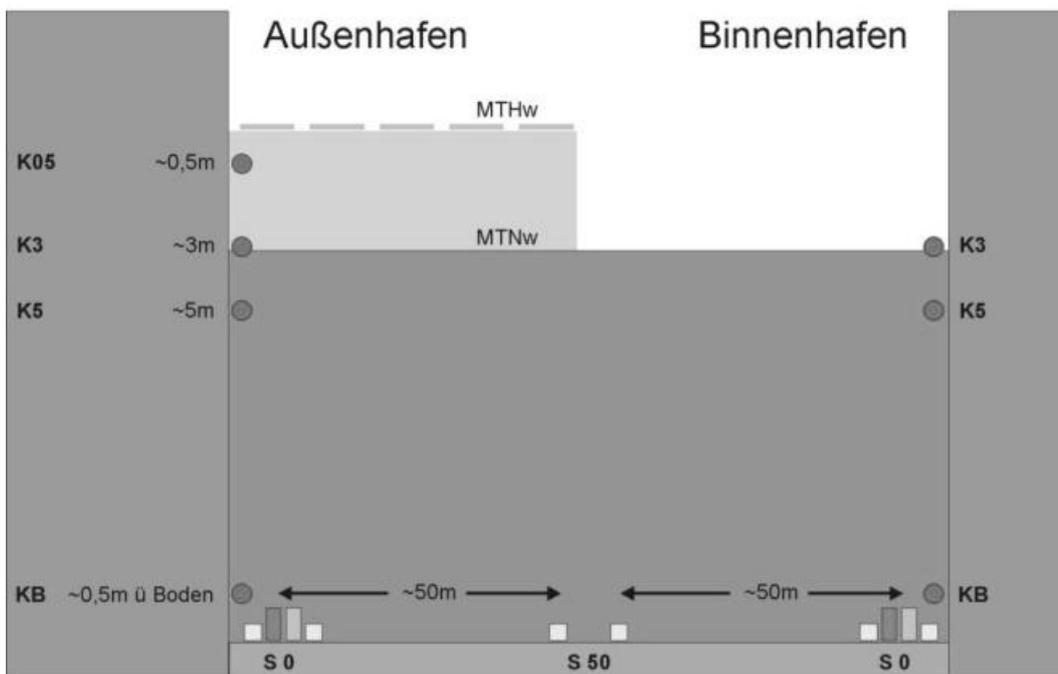
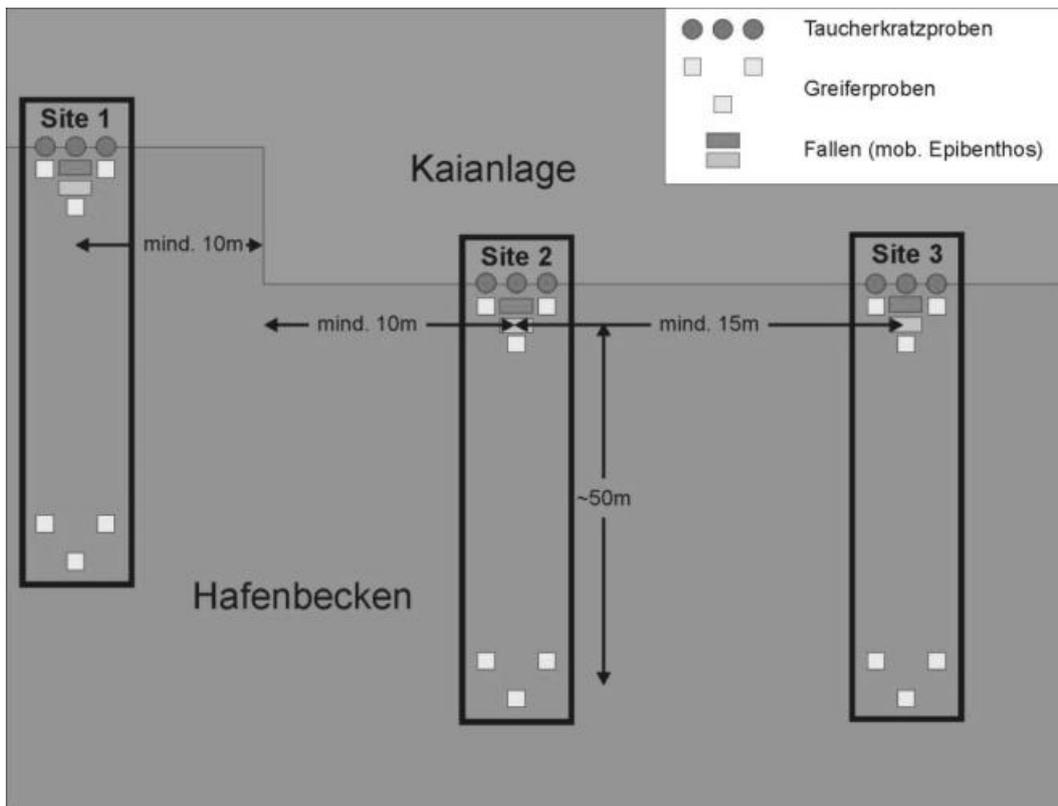


Abb. 1: Beprobungsschema nach HELCOM/OSPAR und Probenkürzel für tidebeeinflusste Außen- und tidenfreie Binnenhäfen.

Probenahme

Hartsubstrate (H/O und RA)

Die Kratzproben wurden von schiffsgestützten Tauchern mit Hilfe von modifizierten Pfahlkratzern genommen. Die Pfahlkratzer hatte eine Kantenlänge von 15 cm und einen

vergrößerten Auffangbeutel (Maschenweite 1 mm), der mit Hilfe einer Kordel unter Wasser verschlossen werden konnte. Um eine Probenfläche von 0,1 m² zu erreichen, wurde für jede Probe zweimal die Fläche von 15 x 30 cm beprobt. Da in den Häfen unter Wasser nahezu keine Sicht vorhanden war, wurden pro Tauchgang nur die Proben einer Tiefe genommen.

Für das RA der Hartsubstrate an den Standorten 01-16 wurden die vor Ort beobachtete Fauna und Flora in Feldprotokolle aufgenommen (für Details s. Kapitel Methoden). Im Feld nicht bestimmbar Organismen wurden im Labor nachbestimmt. Zusätzlich wurde an allen Hartsubstraten eine Kratzprobe genommen (01-09) oder Austernaggregate gesammelt (13-16) und ebenfalls im Labor bestimmt. Beide Artenlisten gingen in die Datenanalyse ein.

Mobile Fauna (H/O)

In den Häfen wurden pro Station jeweils eine ‚Chinese Crab‘ Käfigfalle und eine ‚Gees Minnow‘ Reusenfalle mit Fischfilets beködert und für 48 Stunden auf Grund gelegt. Die gefangenen Fische und Invertebraten wurden zur Konservierung für die spätere Artbestimmung eingefroren.

Weichsubstrate (H/O und RA)

Für die Sedimentbeprobung zur Bestimmung der benthischen Infauna und der Korngrößenverteilung in den Häfen (01-04 gemäß HELCOM-OSPAR) wurde ein kleiner VanVeen-Greifer eingesetzt. Die beprobte Fläche betrug pro Replikat 0,025m².

Die Weichbodenfauna der Stationen 05-08 und 13-16 wurde zusätzlich zur RA-Methodik mittels Stechzylinder (Ø 15 cm) beprobt. Die beprobte Fläche betrug 0,018m².

Die mobile Epifauna der Reede Nord (gemäß RA) wurde mittels einer 2 m Baumkurre mit einer Netzmaschenweite von 1 cm und einer Schleppstrecke von 1150 m beprobt (Abb. 11). Der Fang wurde an Deck nach RA aufgenommen (für Details s. S. 12, Rapid Assessment). Für die Infauna (RAW) wurde ein Shipekgreifer eingesetzt. Die beprobte Fläche betrug pro Greiferreplikat 0,04m².

Probenaufbereitung (H/O und RA)

Alle Kratzproben (01-04 Häfen) und die RA-Proben (01-16) an Hartsubstraten bzw. Schwimmpontons wurden direkt nach den Probenahmen noch vor Ort mit 98% EtOH fixiert. Vor der Durchsicht wurden alle Proben über einem 1mm-Sieb gespült. Alle Greiferproben (01-04 Häfen nach HELCOM-OSPAR) und alle Sedimentproben (01-16 RA-Weichböden) wurden direkt nach der Probenahme über einem 1mm-Sieb gespült und das zurückbleibende Material vor Ort mit 98% EtOH fixiert.

Das gesamte Probenmaterial wurde im Labor unter einem Binokular sortiert und alle Organismen, wenn möglich, bis auf Artebene bestimmt. Dabei kam auch ein Mikroskop zum Einsatz. Belegorganismen wurden in 98% EtOH fixiert.

Abiotische Begleitparameter

Korngrößenanalyse (H/O)

In Abhängigkeit der Sedimentbeschaffenheit wurde eine Unterprobe (sandiges Sediment ca. 25 ml, schlickiges Sediment ca. 5 ml) standardmäßig mit H₂O₂ (35%) und HCl (25%) behandelt, um partikuläres organisches Material und karbonatische Partikel (Schalenmaterial) zu lösen. Zusätzlich wurden schlickige Sedimente mit (NaPO₃)_n für 8-12 Stunden behandelt, um das Koagulieren der Tonpartikel zu verhindern. Die Sedimentpartikelgröße wurde von jeweils 3 Replikaten als Suspension mit einem HORIBA LA-950 Laser Diffraction Particle size Analyzer gemessen. Die Korngrößenverteilung wird für 93 Größenklassen zwischen 0 µm und 3000 µm angegeben. Bei der Reduktion auf 7 Größenklassen wird ein linearer Verlauf innerhalb der Größenklassen angenommen.

Temperatur und Salinität (H/O und RA)

Die Temperatur und Salinität des Oberflächenwassers wurden zur Niedrigwasserzeit mit einem WTW Cond 3110 Messgerät mit der Leitfähigkeitsmesszelle TetraCon 325 gemessen. Die Messgenauigkeit beträgt 0,1°C bzw. 0,5% des Leitfähigkeitsmesswertes.

Secchi-Tiefe (H/O)

Die Sichttiefe in den Häfen und auf der Reede Nord wurde mit Hilfe einer Secchi Scheibe (Durchmesser 30 cm) gemessen.

Standortübersicht

Entlang der niedersächsischen Küste wurden Standorte ausgewählt, die alle wichtigen internationalen Häfen sowie weitere repräsentative, potenzielle Hotspot-Lebensräume umfassen (Tab. 1, Abb. 2).

Tab. 1: Standorte entlang der niedersächsischen Küste, an denen die benthischen Organismen nach HELCOM/OSPAR (H/O) oder nach RA erfasst wurden.

Standortnummer	
-----------------------	--

Häfen (H/O und RA)

01	JWP
02	BHV
03	Emden
04	WHV Marinehafen (WHV-M)
	WHV Binnenhafen (WHV-B)

Buhnen/Leitdämme (RA)

05	Minsener Oog
06	Leitdamm Robbenplate
07	Leitdamm Cuxhaven
08	Borkum

Fahrwassertonnen (RA)

09	Ems
----	-----

Weichböden (RA)

12	Reede Nord
----	------------

Austernriffe (RA)

13	Nordland
14	Dornumer Nacken
15	Hoher Weg (Kaiserbalje)
16	östl. Hoher Knechtsand

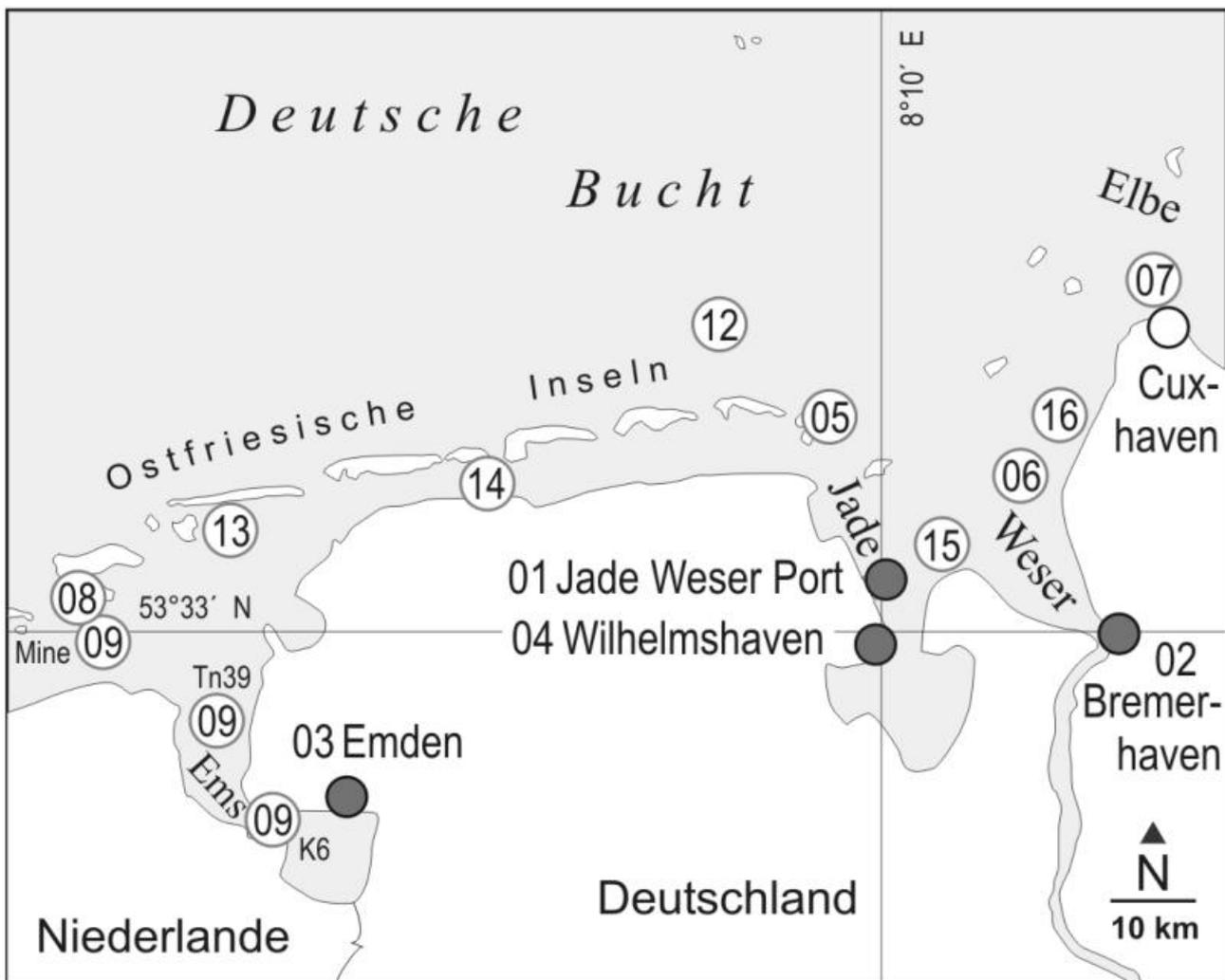


Abb. 2: Übersichtskarte der Standorte 01-16. An den Standorten 01-16 wurde das Rapid Assessment angewandt, während in den Häfen 01-04 (rot) zusätzlich nach HELCOM/OSPAR beprobt wurde (für Details siehe Probedesign).

Lagepläne der Stationen an den Standorten

Im Folgenden werden die Positionen der Tauchstationen nach HELCOM/OSPAR Protokoll in den Häfen und die Lage der Stationen nach RA an allen Standorten dargestellt. Abweichungen in der Lage oder im Probedesign der ursprünglich geplanten Vorgehensweise werden entsprechend angegeben. Die exakten Standorte mit Koordinaten sind in den jeweiligen Standorttabellen (Tab. 2-13) wiedergegeben. Die Koordinaten der einzelnen Beprobungspunkte haben eine Ungenauigkeit von wenigen Metern, da diese nicht mit einem DGPS erfasst wurden.

01-04 Häfen

01 JWP (Jade-Weser Port)

Zur Beprobung der Weichböden an der Kaimauer (S 0) wurde der vanVeen-Greifer eingesetzt. Die hohen Strömungsgeschwindigkeiten und die Beschaffenheit des Sediments erlaubte jedoch keine Beprobung mit dem vanVeen-Greifer an den 50m-Greiferstationen (S 50). Deshalb wurden diese Proben von Bord der FK *SENCKENBERG* mit einem Shipek-Greifer genommen. Das RA an Hartsubstraten musste in den Schlepperhafen verlegt werden, da der ursprünglich dafür vorgesehene Ponton nicht mehr existierte.



Abb.3: Jade-Weser Port (01 JWP). T1-3 Stationen nach HELCOM/OSPAR Protokoll, RAS = RA an Schwimmpontons, RAH = RA an Hartsubstrat, RAW = RA an Weichboden. © JadeWeserPort Realisierungs GmbH & Co. KG

Tab. 2: Stationen und Beprobungspunkte Jade-Weser Port (01 JWP)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Häfen	01 JWP	H/O	T1	K05/K3/K5/KB	53.5855830	8.1549550	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.5855191	8.1549022	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.5855784	8.1550230	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.5856266	8.1551733	W-Greifer
				S 50 Replikat 1	53.5862167	8.1561333	Shipek-Greifer
				S 50 Replikat 2	53.5862333	8.1562000	Shipek-Greifer
			S 50 Replikat 3	53.5862667	8.1564667	Shipek-Greifer	
			T2	K05/K3/K5/KB	53.5951950	8.1519600	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.5952794	8.1519634	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.5951968	8.1519872	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.5951181	8.1520538	W-Greifer
				S 50 Replikat 1	53.5946167	8.1528000	Shipek-Greifer
				S 50 Replikat 2	53.5944500	8.1536667	Shipek-Greifer
			S 50 Replikat 3	53.5945333	8.1530333	Shipek-Greifer	
			T3	K05/K3/K5/KB	53.6025400	8.1483830	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.6025914	8.1483923	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.6025383	8.1484180	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.6024570	8.1484375	W-Greifer
		S 50 Replikat 1		53.6026667	8.1526333	Shipek-Greifer	
		S 50 Replikat 2		53.6026167	8.1514500	Shipek-Greifer	
		S 50 Replikat 3	53.6018000	8.1515667	Shipek-Greifer		
		RA	RAW	vis + Sediment	53.6019988	8.1207793	Watt
			RAH	vis + Kratzprobe	53.6036396	8.1463585	Steinschüttung
			RAS	vis + Kratzprobe	53.6020268	8.1477596	Schwimmponton

02 BHV (Bemerhaven, Stromkaje Containerterminal /Osthafen)

Die ursprünglich geplanten Stationen an der Stromkaje wurden vom Bremischen Hafenamts aus Sicherheitsgründen nicht gestattet. Deshalb wurde T1 in den Schlepperhafen an der Nordkante der Stromkaje verlegt und T2 als weitere Station in das Wendebecken von Nord- und Osthafen. Die Proben K05 bei T2 und T3 wurden nicht durchgeführt, da diese Stationen keinem Tideneinfluss ausgesetzt sind. Somit ist das Habitat ‚obere Gezeitenzone‘ (K05) in dieser Aufnahme nicht präsent.



Abb. 4: Überseehafen Bremerhaven (02 BHV). T1-3 Positionen nach HELCOM/OSPAR Protokoll, RAS = RA an Schwimmpontons, RAH = RA an Hartsubstrat, RAW = RA an Weichboden. © google earth.

Tab. 3: Stationen und Beprobungspunkte Bremerhaven (02 BHV)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Häfen	02 BHV	H/O	T1	K05/K3/K5/KB	53.6039300	8.5081390	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.6038144	8.5080101	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.6039104	8.5081715	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.6040064	8.5083007	W-Greifer
				S 50 Replikat 1	53.6036993	8.5087203	W-Greifer
				S 50 Replikat 2	53.6038528	8.5087849	W-Greifer
			S 50 Replikat 3	53.6039872	8.5088494	W-Greifer	
			T2	K3/K5/KB	53.5755580	8.5494570	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.5755581	8.5492717	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.5755460	8.5494569	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.5755486	8.5496548	W-Greifer
				S 50 Replikat 1	53.5748929	8.5493278	W-Greifer
				S 50 Replikat 2	53.5748737	8.5496183	W-Greifer
			S 50 Replikat 3	53.5748737	8.5499411	W-Greifer	
			T3	K3/K5/KB	53.5737480	8.5554660	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.5737350	8.5554070	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.5737560	8.5554610	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.5737640	8.5555050	W-Greifer
		S 50 Replikat 1		53.5741244	8.5547185	W-Greifer	
		S 50 Replikat 2		53.5742013	8.5550413	W-Greifer	
		S 50 Replikat 3	53.5743357	8.5554610	W-Greifer		
		RA	RAW	vis + Sediment	53.6067323	8.5201153	Watt Fahrwasserseite
			RAH	vis + Kratzprobe	53.5754330	8.5480266	Steinschüttung
			RAS	vis + Kratzprobe	53.5724226	8.5486961	Schwimmponton

03 EMD (Emden Hafen)

Die Proben K05 bei T3 wurden nicht durchgeführt, da diese Station keinem Tideneinfluss ausgesetzt ist. Somit ist das Habitat ‚obere Gezeitenzone‘ (K05) nicht präsent. Die 50m-Greiferstationen (S 50) von T2 konnten nicht genommen werden, da das Sediment so ‚flüssig‘ war (sog. ‚fluid mud‘), dass die Probe noch vor Erreichen der Oberfläche ausgespült wurde. Die Positionen sind in Abb. 5 dargestellt.



Abb. 5: Hafen Emden (03 Emden). T1-3 Positionen nach HELCOM/OSPAR Protokoll, RAS = RA an Schwimmpontons, RAH = RA an Hartsubstrat, RAW = RA an Weichboden. © google earth.

Tab. 4: Stationen und Beprobungspunkte Emden (03 Emden)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Häfen	03 Emden	H/O	T1	K05/K3/K5/KB	53.3348780	7.1614990	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.3348750	7.1615616	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.3348750	7.1614002	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.3348750	7.1611742	W-Greifer
				S 50 Replikat 1	53.3342653	7.1613032	W-Greifer
				S 50 Replikat 2	53.3344005	7.1610450	W-Greifer
			S 50 Replikat 3	53.3344971	7.1608190	W-Greifer	
			T2	K05/K3/K5/KB	53.339525	7.1847640	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.3393658	7.1848050	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.3394817	7.1849018	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.3395783	7.1849664	W-Greifer
				S 50 Replikat 1	53.3393658	7.1839011	W-Greifer, fluid mud
				S 50 Replikat 2	53.3395397	7.1840948	W-Greifer, fluid mud
			S 50 Replikat 3	53.3396749	7.1842240	W-Greifer, fluid mud	
			T3	K3/K5/KB	53.3407990	7.191768	Taucher
				S 0 Replikat 1	53.3408860	7.1916420	W-Greifer
				S 0 Replikat 2	53.3407990	7.1917680	W-Greifer
				S 0 Replikat 3	53.3407700	7.1919110	W-Greifer
		S 50 Replikat 1		53.3414522	7.1935859	W-Greifer	
		S 50 Replikat 2		53.3415295	7.1933599	W-Greifer	
		S 50 Replikat 3	53.3416068	7.1931340	W-Greifer		
		RA	RAW	vis + Sediment	53.3344778	7.1843198	Watt Fahrwasserseite
			RAH	vis + Kratzprobe	53.3410480	7.1912650	Steinschüttung
			RAS	vis + Kratzprobe	53.3394238	7.1847727	Schwimmponton

04 WHV-M / WHV-B (Wilhelmshaven Marinehafen und Binnenhafen)

Die Proben K05 bei T3 und T4 wurden nicht durchgeführt, da diese Stationen im Binnenhafen keinem Tideneinfluss ausgesetzt sind. Somit ist das Habitat ‚obere Gezeitenzone‘ (K05) nicht präsent. RAW konnte im Binnenhafen nicht durchgeführt werden, da im begehbaren Hafenbeckenbereich kein Weichboden für das RA vorhanden war.



Abb. 6: Wilhelmshavener Marinehafen (04 WHV-M; T1, T2) und Binnenhafen (04 WHV-B; T3, T4). T1-4 Positionen nach HELCOM/OSPAR Protokoll, RAS = RA an Schwimmpontons, RAH = RA an Hartsustrat, RAW = RA an Weichboden. © google earth.

Tab. 5: Stationen und Beprobungspunkte Wilhelmshaven Marinehafen (04 WHV-M)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Häfen	04 WHV Marine	H/O	T1	K05/K3/K5/KB	53.5402090	8.1648700	Taucher
				S 0 Replik 1	53.5401023	8.1647598	W-Greifer
				S 0 Replik 2	53.5401561	8.1648953	W-Greifer
				S 0 Replik 3	53.5401830	8.1650309	W-Greifer
				S 50 Replik 1	53.5396177	8.1648502	W-Greifer
				S 50 Replik 2	53.5395958	8.1650644	W-Greifer
			S 50 Replik 3	53.5395604	8.1652681	W-Greifer	
			T2	K05/K3/K5/KB	53.5294620	8.1648290	Taucher
				S 0 Replik 1	53.5293866	8.1646707	W-Greifer
				S 0 Replik 2	53.5294674	8.1647159	W-Greifer
				S 0 Replik 3	53.5295212	8.1647610	W-Greifer
				S 50 Replik 1	53.5298174	8.1642187	W-Greifer
		S 50 Replik 2		53.5299520	8.1643091	W-Greifer	
		RA	RAW	vis + Sediment	53.5193540	8.1614250	Watt Fahrwasserseite
			RAH	vis + Kratzprobe	53.5317565	8.1572930	Amphibiumrampe
			RAS	vis + Kratzprobe	53.5312429	8.1641088	Schwimmponton

Tab. 6: Stationen und Beprobungspunkte Wilhelmshaven Binnenhafen (04 WHV-B)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Häfen	04 WHV Binnen	H/O	T3	K3/K5/KB	53.5199950	8.1500180	Taucher
				S 0 Replik 1	53.5199873	8.1498936	W-Greifer
				S 0 Replik 2	53.5199603	8.1499840	W-Greifer
				S 0 Replik 3	53.5198795	8.1500744	W-Greifer
				S 50 Replik 1	53.5196910	8.1493062	W-Greifer
				S 50 Replik 2	53.5195832	8.1494869	W-Greifer
			S 50 Replik 3	53.5194486	8.1497129	W-Greifer	
			T4	K3/K5/KB	53.5257180	8.1489420	Taucher
				S 0 Replik 1	53.5259121	8.1490342	W-Greifer
				S 0 Replik 2	53.5259660	8.1490342	W-Greifer
				S 0 Replik 3	53.5260737	8.1490342	W-Greifer
				S 50 Replik 1	53.5261815	8.1502092	W-Greifer
		S 50 Replik 2		53.5262623	8.1500284	W-Greifer	
		RA	RAW	vis			nicht vorhanden
			RAH	vis + Kratzprobe	53.5198292	8.1503177	Steinschüttung
			RAS	vis + Kratzprobe	53.5244294	8.1446481	Schwimmponton

05-08 Bühnen und Leitdämme

05 Minsener Oog

Der Unterwasserbereich des Anliegers war auf Grund des starken Seegangs nicht zugänglich und konnte daher nicht beprobt werden (RAS). Die Weichbodendaten wurden sowohl im Mischwatt als auch im Sandwatt erhoben.



Abb. 7: Probennahme Minsener Oog (05)(1 Steinschüttung, 2 Sandwatt, 3 Mischwatt). © google earth.

Tab. 7: Beprobungspunkte Minsener Oog (05)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Bühnen & Leitdämme	05 Minsener Oog	RA	RAW	vis	53.7577552	8.0291077	
				Sed. Mischwatt	53.7563826	8.0280934	
				Sed. Sandwatt	53.7576165	8.0290364	
			RAH	vis + Kratzprobe	53.7571815	8.0285911	Steinschüttung
			RAS		53.7568757	8.0305927	kein RA wg. Seegang

06 Leitdamm Robbenplate

Bei dem Substrat-/Habitattyp ‚Steinschüttung‘ wurde sowohl die des eigentlichen Leitdamms als auch die der Buhne beprobt. Die Weichbodendaten wurden sowohl im Mischwatt als auch im Sandwatt erhoben.

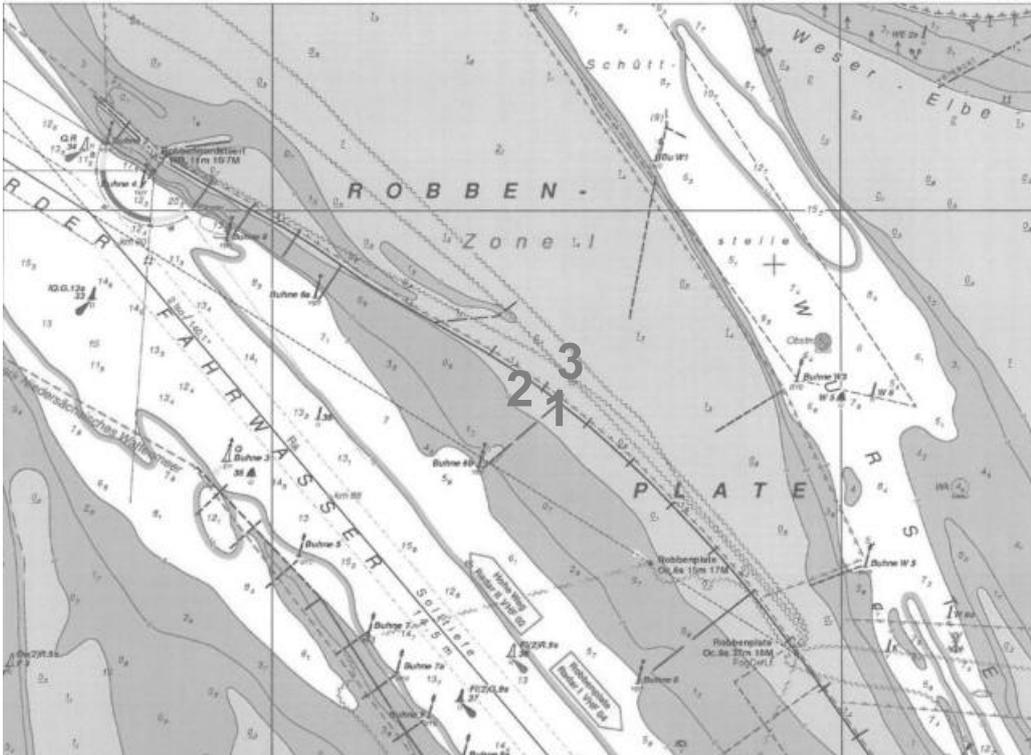


Abb. 8: Probennahme Leitdamm Robbenplate (06)(1 Steinschüttung, 2 Mischwatt, 3 Sandwatt)

Tab. 8: Beprobungspunkte Leitdamm Robbenplate (06)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Buhnen & Leitdämme	06 Leitdamm Robbenplate	RA	RAW	vis	53.6898834	8.3750838	
				Sed. Mischwatt	53.6898834	8.3750838	
				Sed. Sandwatt	53.6900374	8.3768681	
			RAH	vis + Kratzprobe	53.6895009	8.3746081	Steinschüttung

07 Leitdamm Cuxhaven

Bei dem Substrat-/Habitattyp ‚Steinschüttung‘ wurde sowohl die des eigentlichen Leitdamms als auch die der Bühne beprobt. Die Weichbodendaten wurden sowohl im Mischwatt als auch im Sandwatt erhoben.



Abb. 9: Probenahme Leitdamm Cuxhaven (07)(1 Steinschüttung, 2 Sandwatt , 3 Mischwatt). © google earth.

Tab. 9: Beprobungspunkte Leitdamm Cuxhaven (07)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Buhnen & Leitdämme	07 Leitdamm Cuxhaven	RA	RAW	vis	53.8910170	8.6857962	
				Sed. Mischwatt	53.8912077	8.6853443	
				Sed. Sandwatt	53.9057721	8.6689470	
			RAH	vis + Kratzprobe	53.9065345	8.6716584	Steinschüttung

08 Buhnen Borkum

Für das RA auf Borkum wurde eine Buhne ausgesucht die auch bei Niedrigwasser noch anteilig im Wasser liegt. Die vertikalen glatten Betonflächen der eigentlichen Buhne im flachen Subtidal entspricht annähernd dem Stationstyp RAS. Zudem wurde die Steinschüttung in südöstlicher Verlängerung der Buhnenreihe sowie das daran angrenzende Sandwatt untersucht.



Abb. 10: Probennahme Buhnen Borkum (08)(1 Buhne, 2 Steinschüttung, 3 Sandwatt). © google earth.

Tab. 10: Beprobungspunkte Buhnen Borkum (08)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Buhnen & Leitdämme	08 Borkum	RA	RAW	vis	53.5668676	6.6989665	
				Sed. Sandwatt	53.5666755	6.6986437	
			RAH	vis + Kratzprobe	53.5664066	6.6954806	Steinschüttung
			RAS	vis + Kratzprobe	53.5705569	6.6808273	Buhne

09 Fahrwassertonnen

09 Fahrwassertonnen Ems

Bei den drei Fahrwassertonnen aus der Ems wurden keine Feldprotokolle aufgenommen, aber pro Fahrwassertonne jeweils drei Flächen von 15 cm x 15 cm als Kratzprobe fixiert und im Labor untersucht. Die drei Flächen repräsentieren, abhängig von der Tonnengröße, unterschiedliche Wassertiefen (Wasseroberfläche, -0,7 bis -1m, -1,5 bis -2,2m). Die Arten von allen drei Tonnen gingen in die Artenliste bzw. in die Artenzahlen ein.



Abb. 11: Fahrwassertonnen Ems (09). Mine = Tonne Gefahrenstelle Mine (gelb-schwarz), Tn39 = Fahrwassertonne 39 (grün, Steuerbord), K6 = Fahrwassertonne 6 (rot, Backbord). © google earth.

Tab. 11: Beprobungspunkte Fahrwassertonnen Ems (09)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Fahrwasser- tonnen	09 Ems	RA	Fahrwassertonne	Kratzprobe	53.5061068	6.7396968	Mine
			Fahrwassertonne	Kratzprobe	53.4184035	6.9301521	Tn39
			Fahrwassertonne	Kratzprobe	53.3284105	7.0237834	K6

12 Weichböden

12 Reede Nord

Auf dem Reedegebiet Nord kam zur Erfassung des mobilen Epibenthos eine Baumkurre (s. auch Kapitel Probennahme) zum Einsatz. Das Endobenthos wurde mit einem Shipek-Greifer beprobt. Zum Zeitpunkt der Beprobung (s. Tab. 13) lagen sowohl südlich als auch nördlich der Schleppstrecke mehrere Ankerlieger.

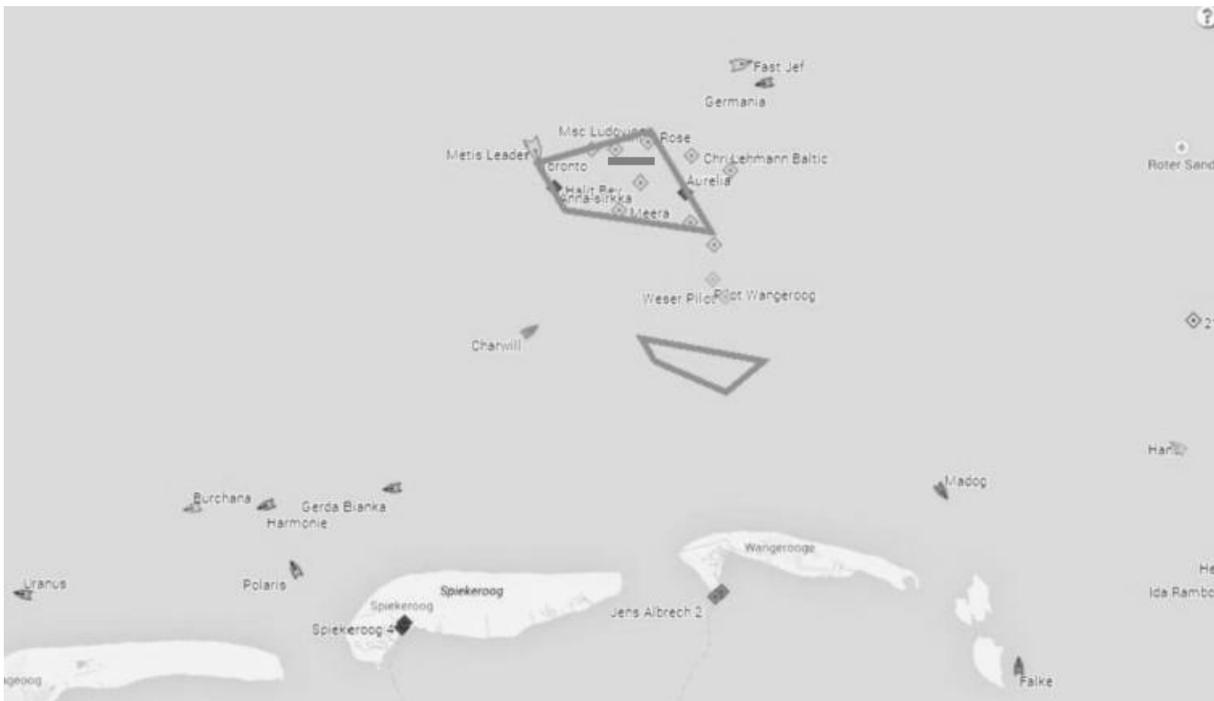


Abb. 12: Reede Nord (12). Die umrahmten Flächen geben die beiden Reedegebiete Reede Nord (oben) und Neue Weser Reede (unten) wider. Die rote Linie zeigt die Schleppstrecke der Baumkurre (ca. 1,15 km). Die Stationen der Greiferproben sind entlang der Schleppstrecke der Baumkurre positioniert (s. Tab. 12). © AIS-Daten von marinetraffic.com vom 3. Juli 2014 um 9:34 Uhr.

Tab. 12: Beprobungspunkte Reede Nord (12)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Weichböden	12 Reede Nord	RA	RAW	Vis + Kurrenprobe	53.9103667	7.8461167	Baumkurre Beginn
					53.9109000	7.8287167	Baumkurre Ende
				Sed. Replikat 1	53.9090833	7.8372333	Shipek-Greifer
				Sed. Replikat 2	53.9095500	7.8374500	Shipek-Greifer
				Sed. Replikat 3	53.9101667	7.8378333	Shipek-Greifer

13-16 Austernriffe

Austernriffe wurden als biogene Hartsubstrate abgesucht. Die Weichböden in Form von Biodepositen zwischen den dicht mit Austern besiedelten Riffflächen lagen immer innerhalb des Riffes, während die Weichböden der Sand-/Mischwatten immer außerhalb des Austernriffes lagen. Das RA, visuelles Absuchen und Beprobieren, erfolgte in einem Umkreis von ca. 50 m um einen zufällig gewählten Punkt herum. Als Kratzproben wurden größere Austernaggregate mitgenommen und die darauf/darin befindliche Fauna und Flora im Labor bestimmt. Für die Lage der Austernriffe 13 Nordland, 14 Dornumer Nacken, 15 Hoher Weg und 16 östlicher Hoher Knechtsand siehe Abb. 2.

Tab. 13: Beprobungspunkte Austernriffe (13-16)

	Standort	Methode	Station	Probenart	Lat [°N]	Long [°E]	Bemerkung
Austernriffe	13 Nordland	RA	RAW	vis	53.6424227	6.9399465	Mischwatt, Biodeposit
				Sed. Sandwatt	53.6430748	6.9365252	
	14 Dornumer Nacken	RA	RAW	vis + Kratzprobe	53.6402530	6.9363410	Austernriff/-aggregate
				vis	53.6990460	7.4696670	Mischwatt, Biodeposit
			Sed. Mischwatt	53.7008936	7.4689024		
			Sed. Sandwatt	53.6985813	7.4697960		
	15 Hoher Weg	RA	RAW	vis + Kratzprobe	53.6983434	7.4684246	Austernriff/-aggregate
				vis	53.6477114	8.2657887	Mischwatt, Biodeposit
			Sed. Sandwatt	53.6448788	8.2669196		
	16 östl. Hoher Knechtsand	RA	RAW	vis + Kratzprobe	53.6433544	8.2678782	Austernriff/-aggregate
				vis	53.7824123	8.4592695	Mischwatt, Biodeposit
			Sed. Sandwatt	53.7839034	8.4609699		
			RAH	vis + Kratzprobe	53.7819109	8.4591813	Austernriff/-aggregate

Ergebnisse

Arteninventar: alle Standorte

Insgesamt wurden 273 Taxa bestimmt, davon wurden 37 als Neobiota identifiziert (Tab. 15, Abb. 15). Die Fauna setzte sich aus 210 heimischen und 32 gebietsfremden Taxa zusammen, während die Flora aus 26 heimischen und 5 gebietsfremden Taxa bestand (Tab. 15).

Die gebietsfremde Bryozoe *Smittoidea prolifica* wurde als Erstfund für das gesamte Wattenmeer der Nordsee identifiziert. Mehrere Kolonien wurden auf der Pazifischen Auster *Crassostrea gigas* bzw. auch auf der Brackwasser-Seepocke *Amphibalanus improvisus* in mehreren Replikaten verschiedener Kratzprobtiefen am Jade-Weser Port und in Wilhelmshaven Marinehafen entdeckt (s. Tab. 18). In Europa ist diese Art bislang nur aus den Niederlanden bekannt. Der Erstfund war 1995 in der Oosterschelde (NL). Vereinzelt wurden Kolonien auch in der Westerschelde, 2008 in Rotterdam und 2011 in einem Windpark der niederländischen Schelfregion gefunden (Faasse et al. 2013). Auch die Bryozoe *Arachnidium cf. lacourti*, deren Identifizierung noch bestätigt werden muss, wurde bislang noch nicht in Deutschen Küstengewässern beschrieben. Entdeckt wurden nur wenige Individuen in einer Kratzprobe aus 3 m Tiefe am Jade-Weser Port. Bislang ist diese Art nur vereinzelt aus der Westerschelde (NL) dokumentiert (D'Hondt und Faasse 2006).

Die gebietsfremde Schwarzmund-Grundel *Neogobius melanostomus* wurde als Ersthafnachweis für das Emsästuar identifiziert. Mehrere Individuen wurden mit der Käfigfalle an T3 (Emden Innenhafen) gefangen. In 2013 wurde die Schwarzmund-Grundel im Dortmund-Ems-Kanal (Münster) entdeckt (NABU Heft 2-2013). Im Nordsee-Einzugsgebiet wurde diese Art bislang nur 2004 im niederländischen Rheindelta, 2008 in der Unterelbe (HH-Hafen, HH-Geesthacht) und 2012 in der Weser (Bremen) nachgewiesen (Brunken et al. 2012).

In der Artenliste Neobiota (Tab. 14) und der Gesamtartenliste (Tab. 15) entspricht ein ausgefüllter Kreis einem Lebendfund (fixierter Organismus) und ein leerer Kreis einem Schalen- oder auch Röhrenfund ohne Tier. Taxa der Neobiota sind grau hinterlegt. In beiden Artenlisten sind Funde verzeichnet, die sowohl aus dem HELCOM/OSPAR Protokoll als auch aus dem RA stammen.

Gesamtartenliste (nach RA + HELCOM/OSPAR)

(!) Erstfund Deutsche Küstengewässer/Wattenmeer

			01	02	03	04 M	04 B	05	06	07	08	09	12	13	14	15	16						
Fauna (Fortsetzung)	Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Conopeum seurati</i>	•	•	•	•	•		•		•	•					•					
			<i>Conopeum</i> sp.		•																		
			<i>Cryptosula pallasiana</i>	•			•	•															
			<i>Einhornia crustulenta</i>	•	•	•		•			•									•			
			<i>Electra pilosa</i>	•	○	•	•			•	•			•	•		•						
			<i>Electra pilosa</i> (forma erect)	•						•													
			<i>Membranipora membranacea</i>		○					•					•								
			<i>Scruparia ambigua</i>	•																			
			<i>Smittoidea prolifica</i> (!)	•			•																
			<i>Tricellaria inopinata</i>	•			•	•															
			Ctenostomatida			<i>Alcyonidioides mytili</i>	•			•											•		
						<i>Alcyonidium cellarioides</i>	•			•													
						<i>Alcyonidium gelatinosum</i>	•										•	•					
						<i>Alcyonidium</i> sp.	•		•														
						<i>Anguinella palmata</i>	•			•													
<i>Arachnidium cf lacourti</i>	•																						
<i>Arachnidium clavatum</i>						•																	
<i>Arachnidium fibrosum</i>	•	•													•		•						
<i>Arachnidium</i> sp.	•																						
<i>Bowerbankia gracilis</i>	•	•				•	•																
<i>Bowerbankia imbricata</i>		•				•	•	•															
<i>Bowerbankia</i> sp.						•																	
<i>Buskia nitens</i>	•					•																	
<i>Farrella repens</i>	•	•				•	•						•										
Chelicerata	Arachnida					<i>Oedothorax</i> sp.	•																
			Pantopoda			•																	
Cnidaria			<i>Anoplodactylus petiolatus</i>			•																	
			<i>Anoplodactylus pygmaeus</i>											•									
			Cnidaria indet.																				
			Anthozoa	Anthozoa indet.	•			•	•	•	•	•		•		•	•	•	•	•			
			<i>Metridium senile</i>				•			•		•		•	•	•	•	•					
			<i>Phellia gausapata</i>																	•			
			<i>Sagartia elegans</i>	•																•			
			<i>Sagartia troglodytes</i>	•			•				•		•			•		•	•	•			
			<i>Sagartiogeton undatus</i>	•									•			•	•	•	•	•			
			Hydrozoa			<i>Clytia hemisphaerica</i>	•	•	•			•		•	•		•	•	•	•			
						<i>Ectopleura larynx</i>												•					
						<i>Eudendrium</i> sp.	•	•	•														
						<i>Garveia franciscana</i>	•	•	•		•				•								
						<i>Gonothyraea loveni</i>	•		•														
						<i>Halecium</i> sp.	•	•	•	•	•												
Hydrozoa indet.	•	•				•					•		•				•	•	•				
<i>Laomedea</i> sp.	•	•				•	•	•			•	•	•		•		•	•	•				
<i>Obelia longissima</i>	•														•	•			•				
<i>Obelia</i> sp.	•	•				•	•	•			•	•	•	•	•		•	•	•				
<i>Phialella quadrata</i>		•										•											
<i>Sarsia</i> sp.	•																						
<i>Sertularia cupressina</i>	•	•				•	•				•	•	•	•				•	•	•			
<i>Tubularia</i> sp.	•	•				•	•	•			•			•	•		•	•					
Scyphozoa						<i>Aurelia aurita</i>				•													
			<i>Cyanea lamarckii</i>								•												
			Scyphozoa indet.					•															
Crustacea	Amphipoda		Amphipoda indet.															•					
			<i>Apocorophium lacustre</i>		•	•																	

Gesamtartenliste (nach RA + HELCOM/OSPAR)

		01	02	03	04 M	04 B	05	06	07	08	09	12	13	14	15	16			
Fauna (Fortsetzung)	Ostracoda	Ostracoda indet.					•						•						
	Tanaidacea	Sinelobus vanhaareni					•												
Ctenophora		Mnemiopsis leidyi					•	•	•	•	•			•	•				
Echinodermata		<i>Asterias rubens</i>					•				•	•	•	•	•				
		<i>Astropecten irregularis</i>											•						
		<i>Echinocardium cordatum</i>											•						
		<i>Ophiura ophiura</i>											•						
	Entoprocta		<i>Barentsia benedeni</i>						•	•									
		<i>Barentsia gracilis</i>					•	•	•	•	•								
		<i>Barentsia matsushimana</i>					•												
		<i>Barentsia sp.</i>					•	•											
Insecta		Insecta indet.					•		•										
		Telmatogeton japonicus							•		•	•							
Mollusca	Bivalvia	<i>Abra alba</i>					•			○	•								
		<i>Cerastoderma edule</i>					•	○		○	○	•	•	•	○	•	•		
		<i>Corbula gibba</i>						○	○		○								
		<i>Crassostrea gigas</i>					•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	
		<i>Donax vittatus</i>									○			•					
		<i>Ensis directus</i>					○				•	•	•	○	•	○	○	○	
		<i>Hiatella arctica</i>					•												
		<i>Macoma balthica</i>					○	•	○	•	○	•	•	•		○	○	•	•
		<i>Macra stultorum</i>									○			○					
		<i>Modiolus modiolus</i>					•												
		<i>Mya arenaria</i>					○	○	○	•	○	○	○	•	○	○	○	○	○
		<i>Mya truncata</i>									○			○					
		<i>Mytilus edulis</i>					•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	
		<i>Ostrea edulis</i>									○								
		<i>Petricolaria pholadiformis</i>					•					○	•			○		○	
		<i>Polititapes rhomboides</i>										○							
		<i>Scrobicularia plana</i>					○	○	•	○		○		•	○		•	○	
		<i>Spisula elliptica</i>									•			○					
		<i>Spisula solida</i>									○							•	
		<i>Spisula subtruncata</i>									○								
		<i>Tellina fabula</i>												○					
		<i>Tellina tenuis</i>						○										•	
		<i>Venerupis corrugata</i>					•	○			○		○				•	○	
		<i>Zirfaea crispata</i>									○		○						
		Cephalopoda		<i>Sepiola atlantica</i>											•				
		Gastropoda		<i>Buccinum undatum</i>					○					○	○				
				<i>Crepidula fornicata</i>					•			•	○	•	•	•	•	•	•
	<i>Ecrobia ventrosa</i>					○	○												
	<i>Epitonium clathrus</i>											○							
	<i>Euspira catena</i>											○							
	Gastropoda indet.											•							
	<i>Littorina fabalis</i>								•										
	<i>Littorina littorea</i>					•			•	•	•	•	•	•	•	•			
	<i>Littorina saxatilis</i>									•									
	<i>Nassarius reticulatus</i>											○							
	<i>Peringia ulvae</i>					•	○	•	•	○	•	•	○	○	○	•			
	<i>Propebela turricula</i>									○		○							
	<i>Retusa obtusa</i>					○				○									
	<i>Skeneopsis planorbis</i>									○									
	<i>Turritella communis</i>											•							

Gesamtartenliste (nach RA + HELCOM/OSPAR)

Fauna (Fortsetzung)

		01	02	03	04 M	04 B	05	06	07	08	09	12	13	14	15	16
Nemertea	Polyplacophora <i>Lepidochitona cinerea</i>				•		•						•	•	•	•
	<i>Amphiporus</i> sp.					•										
	<i>Emplectonema gracile</i>					•	•									
	<i>Lineus ruber</i>							•							•	
	Nemertea indet.						•	•		•						
Pisces	<i>Agonus cataphractus</i>											•				
	<i>Ammodytes tobianus</i>											•				
	<i>Arnoglossus laterna</i>											•				
	<i>Callionymus lyra</i>											•				
	<i>Chelidonichthys lucerna</i>											•				
	<i>Ciliata mustela</i>	•		•	•											
	<i>Limanda limanda</i>												•			
	<i>Liparis liparis</i>					•										
	<i>Merlangius merlangus</i>												•			
	<i>Myoxocephalus scorpius</i>	•				•										
	<i>Neogobius melanostomus</i>			•												
	<i>Osmerus eperlanus</i>											•				
	<i>Pholis gunnellus</i>						•									
	<i>Pleuronectes platessa</i>												•			
	<i>Pomatoschistus microps</i>					•			•					•		
	<i>Pomatoschistus minutus</i>												•			
	<i>Pomatoschistus</i> sp.								•							
	<i>Solea solea</i>												•			
	<i>Syngnathus rostellatus</i>												•			
<i>Zoarces viviparus</i>	•															
Porifera	<i>Halichondria bowerbanki</i>					•										
	<i>Halichondria panicea</i>	•				•	•						•			
	<i>Leucosolenia botryoides</i>					•										
	Porifera indet.						•									
Tunicata	<i>Aplidium glabrum</i>												•			
	Ascidiacea sp.					•	•						•			
	<i>Asciella aspersa</i>	•	•			•	•									
	<i>Botryllus schlosseri</i>					•	•									
	<i>Ciona intestinalis</i>					•	•									
	<i>Molgula</i> sp.	•	•	•		•	•				•		•			
	<i>Styela clava</i>					•	•						•			
	<i>Styela</i> sp.						•									
	Tunicata indet.					•										

Flora

Phycophyta	Chlorophyta	<i>Bryopsis plumosa</i>								•							
		<i>Blidingia marginata</i>	•	•													
		<i>Chaetomorpha</i> sp.			•										•		
		<i>Chaetomorpha linum</i>		•										•		•	
		<i>Cladophora</i> sp.		•	•		•										
		<i>Enteromorpha</i> sp.	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	•	
		<i>Rhizoclonium riparium</i>		•		•	•										
		<i>Ulva</i> sp.	•	•		•	•	•	•	•					•	•	
		Phaeophyceae	<i>Ectocarpus</i> sp.		•								•				
			<i>Elachista fucicola</i>		•										•		
			<i>Fucus vesiculosus</i>	•	•	•	•	•	•	•	•				•	•	•
			Phaeophyceae indet.				•										
			<i>Pylaiella littoralis</i>												•		
			<i>Sargassum muticum</i>												•		
				01	02	03	04 M	04 B	05	06	07	08	09	12	13	14	15

Gesamtartenliste (nach RA + HELCOM/OSPAR)

Flora (Fortsetzung)

Phycophyta Rhodophyta

Anthamion sp.

Aglaothamnion sp.

Bangia atropurpurea

Ceramium cimbricum

Ceramium virgatum

Chondrus crispus

Dumontia contorta

Gracilaria vermiculophylla

Mastocarpus stellatus

Polyides rotundus

Rhodomela confervoides

Polysiphonia elongata

Polysiphonia fucoides

Neosiphonia harveyi

Polysiphonia stricta

Porphyra purpurea

Spermatophyta

Spartina anglica

	01	02	03	04 M	04 B	05	06	07	08	09	12	13	14	15	16
<i>Anthamion</i> sp.		•		•	•							•			
<i>Aglaothamnion</i> sp.		•			•							•			
<i>Bangia atropurpurea</i>					•										
<i>Ceramium cimbricum</i>		•													
<i>Ceramium virgatum</i>	•			•	•							•	•		
<i>Chondrus crispus</i>												•			
<i>Dumontia contorta</i>												•			
<i>Gracilaria vermiculophylla</i>	•	•		•								•	•		•
<i>Mastocarpus stellatus</i>									•						
<i>Polyides rotundus</i>									•						
<i>Rhodomela confervoides</i>						•									
<i>Polysiphonia elongata</i>		•	•												
<i>Polysiphonia fucoides</i>				•	•							•			
<i>Neosiphonia harveyi</i>					•										
<i>Polysiphonia stricta</i>	•	•	•												
<i>Porphyra purpurea</i>								•	•					•	
<i>Spartina anglica</i>								•							

Standortartenzahl Fauna	102	67	59	81	88	44	43	41	42	35	66	43	39	49	50
Anzahl Neobiota/Fauna	19	12	12	15	20	9	10	8	10	7	2	12	8	6	11
Anteil Neobiota/Fauna (%)	19	18	20	19	23	20	23	20	24	20	3	28	21	12	22

Standortartenzahl Flora	7	15	6	9	11	4	2	4	7	2	-	13	5	3	4
Anzahl Neobiota/Flora	1	2	-	1	1	-	-	1	-	-	-	2	1	-	1
Anteil Neobiota/Flora (%)	14	13	-	11	9	-	-	25	-	-	-	15	20	-	25

Standortartenzahl	109	82	65	90	99	48	45	45	49	37	66	56	44	52	54
Anzahl Neobiota	20	14	12	16	21	9	10	9	10	7	2	14	9	6	12
Anteil Neobiota (%)	18	17	18	18	21	19	22	20	20	19	3	25	20	12	22

Häfen					Buhnen/Leitdämme				Austerriffe						
Jade Weser Port	Bremerhaven	Emden	Wilhelmshaven-Marine	Wilhelmshaven-Binnen	Minsener Oog	LD Robbenplate	LD Cuxhaven	Borkum	Fahwasserfontänen Ems	Reede Nord	Nordland	Dornumer Nacken	Hoher Weg	östl. Hoher Knechtsand	
01	02	03	04 M	04 B	05	06	07	08	09	12	13	14	15	16	

Artenzahlen nach HELCOM/OSPAR und RA-Protokoll

Die Gesamtartenzahl aller Standorte nach dem Rapid Assessment (RA) lag bei 211 Taxa, wobei 183 heimische Taxa und 28 Neobiota bestimmt wurden (Tab. 16, Abb. 13). Insgesamt wurden nach dem RA 114 Taxa in den Häfen und 179 Taxa an den weiteren Standorten (Buhnen/Leitdämme, Fahrwassertonnen Ems, Reede Nord und Austernriffe) gefunden. Jeweils 22 Taxa konnten als Neobiota in Häfen als auch an den weiteren Standorten identifiziert werden. Geringste Taxazahl (31) und auch eine geringe Besiedlung durch Neobiota (6) wurde in Emden festgestellt, während die meisten Taxa (66), aber die geringste Neobiota-Anzahl (2) an der Reede Nord gefunden wurden. Hohes Artenvorkommen war auf den Austernriffen Nordland (56), östlicher Hoher Knechtsand (54) und Hoher Weg (52) als auch am Jade Weser Port (50). Höchste Neobiota-Anzahlen nach dem RA waren auf dem Austernriff Nordland (14) und Östlicher Hoher Knechtsand (12) als auch am Jade Weser Port (11) zu verzeichnen.

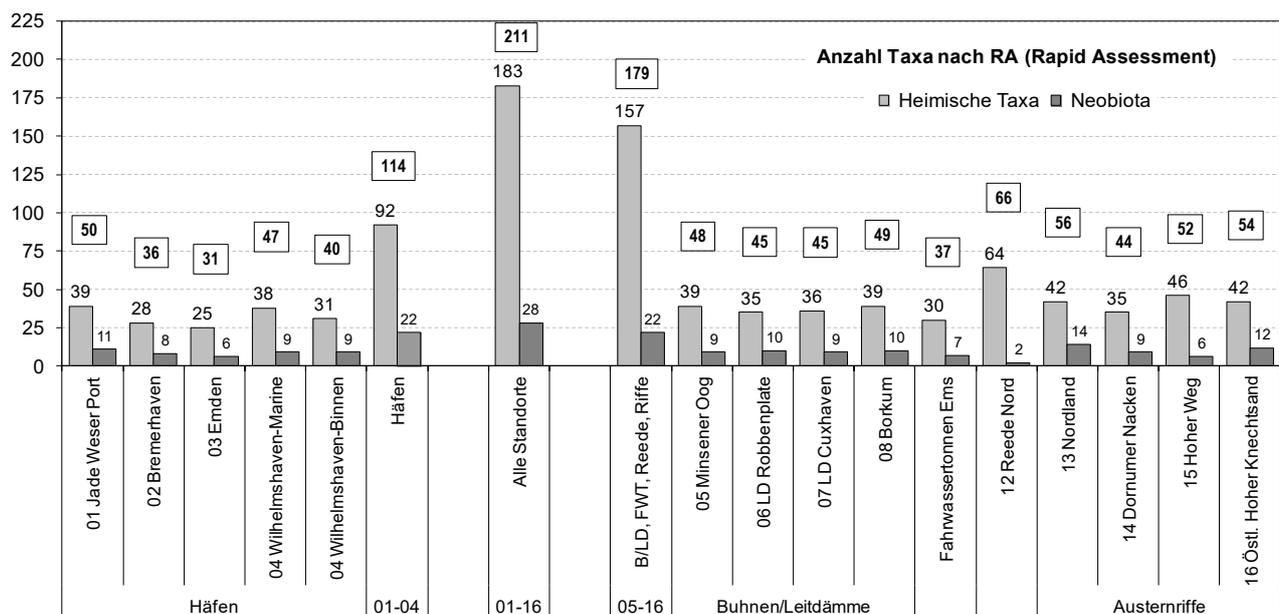


Abb. 13: Anzahl der heimischen Taxa und der Neobiota (Gesamtanzahl im Kasten), die nach dem RA (Rapid Assessment) an den jeweiligen Hafenstandorten (01-04) und an den weiteren Standorten (05-16) identifiziert wurden, sowie die Anzahl Häfen gesamt, weitere Standorte gesamt und alle Standorte gesamt.

Ein weiteres Ziel dieser Studie war auch der Vergleich beider Probennahmen-Protokolle im Hinblick auf die Artenzahlen, die durch die verschiedenen Methoden identifiziert werden konnten. Hier zeigte sich, dass mittels des HELCOM/OSPAR Protokolls deutlich mehr Arten identifiziert werden konnten, als mit Hilfe des RA Protokolls (Tab. 16, Abb. 14). So

wurden mit dem RA Protokoll durchschnittlich 46% aller am Standort identifizierten Arten nachgewiesen, wohingegen das HELCOM/OSPAR Protokoll durchschnittlich 84% der Arten aufzeigte.

Das Gleiche gilt für die Anzahlen der gefundenen Neobiota (22 Arten nach RA Protokoll, 28 Arten nach HELCOM/OSPAR Protokoll). Es wird auch deutlich, dass durch die kombinierte Anwendung beider Methoden unterschiedliche Arten, also insgesamt mehr heimische als auch mehr gebietsfremde Arten, identifiziert wurden, als nur nach einem Protokoll (s. Tab. 16).

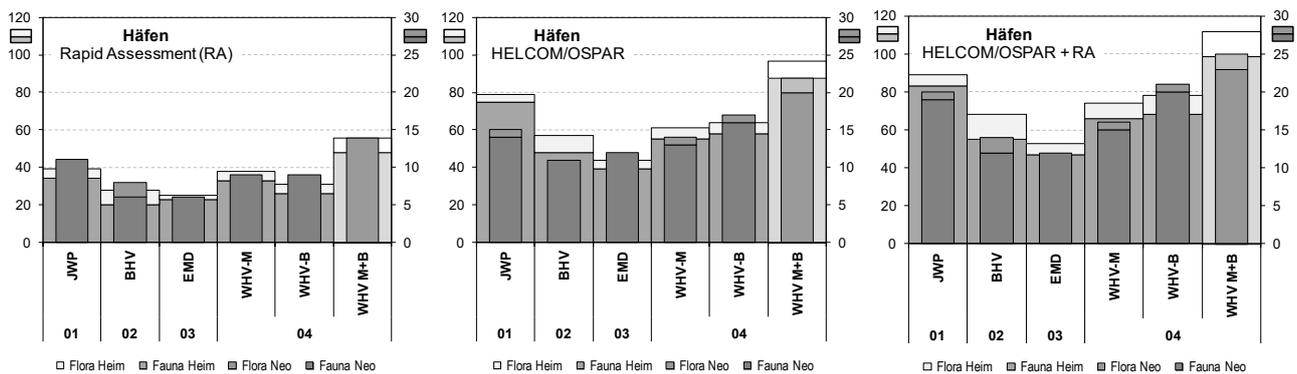


Abb. 14: Anzahl der heimischen Taxa und der Neobiota (getrennt nach Flora/Fauna) an den Hafenstandorten (01-04), die nach RA (Rapid Assessment, links), nach HELCOM/OSPAR (Mitte) und die durch beide Methoden kombiniert (rechts) erfasst wurden. Daten der Standorte Wilhelmshaven-Marine (M) und –Binnen (B) sind in WHV M+B zusammengefasst.

Die geringere Gesamtarten- und Neobiotaanzahl nach dem RA Protokoll in den Häfen lässt erkennen, dass das RA nur bedingt ein umfassendes Arteninventar dieser Standorte darstellen kann (Abb. 15). Allerdings zeigt ein Vergleich der Artenzahlen an allen Einzelstandorten, dass sich die nach RA ermittelten Artenzahlen der einzelnen Hafenstandorte von den Artenzahlen an den anderen Standorten nicht maßgeblich unterscheiden. In der Summe zeigte sich, dass nach dem RA deutlich mehr heimische Arten an den anderen Standorten (179) gefunden wurden als in den Häfen (92). 33 Arten wurden nur in den Häfen identifiziert, diese nicht an den anderen Standorten auftauchten. Die Anzahl der Neobiota war nach dem RA in den Häfen als auch an den anderen Standorten gleich hoch (22). Nach HELCOM/OSPAR wurden in den Häfen 28 Neobiota ermittelt und die Kombination der Methoden ergab eine Neobiota-Anzahl von 33 Taxa. 4 Taxa wurden nur an den anderen Standorten und *nicht* in den Häfen gefunden: zur Flora gehörend *Spartina anglica* und *Sargassum muticum*, zur Fauna gehörend *Alitta virens* und *Aplidium glabrum*. Bis auf *Spartina anglica* wurden diese Arten am Standort 13 Austernriff Nordland gefunden. Unter Berücksichtigung beider Protokolle ist der Anteil der Neobiota

gemessen an der Gesamtartenzahl an diesem Standort mit 25% der Höchste der Gesamtuntersuchung.

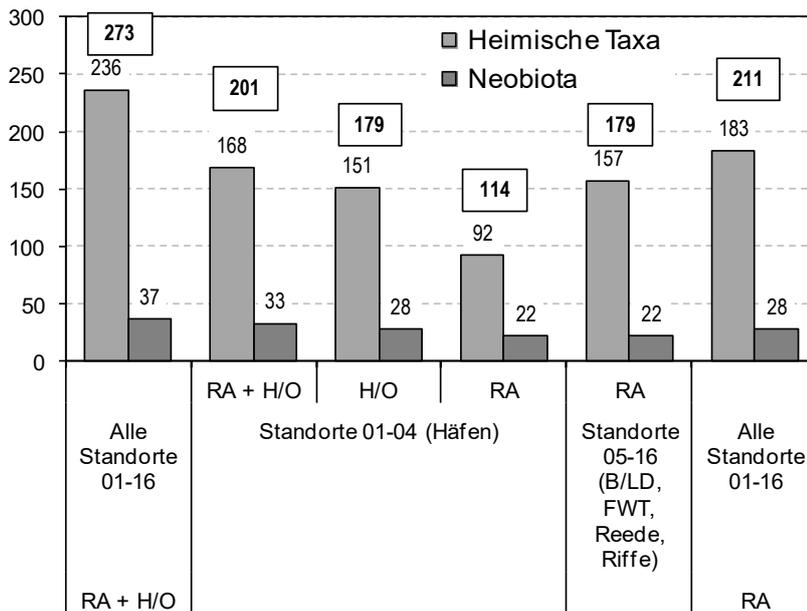


Abb. 15: Anzahl der heimischen Taxa und der Neobiota (Gesamtanzahl im Kasten), die nach H/O (HELCOM/OSPAR) und/oder nach dem RA (Rapid Assessment) an den Hafenstandorten (01-04) und an den weiteren Standorten (05-16) identifiziert wurden.

Tab. 16: Artenzahlen an den Hafenstandorten, die mittels RA und HELCOM/OSPAR Protokoll identifiziert wurden und Artenzahlendes RA Monitorings an den weiteren Standorten.

Artenzahlen Neobiota/heimische Taxa		Häfen				Buhnen/Leitdämme				Austernriffe									
		01 JWP	02 BHV	03 EMD	04 WHV- M WHV- B WHV- M+B	05 Min Oog	06 LD Rob	07 LD Cux	08 Bor	09 FWT Ems	12 Reed eN	13 NL	14 DN	15 HW	16 öHK				
RAS	Fauna	N 7	3	5	7	7	7	11	5	9	4	10	7	12	3)	12	5	5	10
		H 16	3	2	21	15	28		18	31	13	21	28			28	25	36	31
RAH *	Fauna	N 4	4	5	4	4	5		7	6	4	2	2)	2	1	8	2	8	
		H 9	9	15	8	20	27		28	12	27	19		64	8	10	18	27	
RAW *	Fauna	N 5	4	1	3	1)	3		9	10	8	10	7	2	12	8	6	11	
		H 15	13	5	10	10	10		35	33	33	32	28	64	31	31	43	39	
RA	Fauna	N 11	6	6	9	9	14		-	-	1	-	-	-	2	1	-	1	
		H 34	20	23	33	26	48		4	2	3	7	2	-	11	4	3	3	
RA	Flora	N -	2	-	-	-	-		9	10	9	10	7	2	14	9	6	12	
		H 5	8	2	5	5	8		39	35	36	39	30	64	42	35	46	42	
Gesamt RA		N 11	8	6	9	9	14		22	28	28	28	28	22	157				
		H 39	28	25	38	31	56		25	163	163	163	163	19	138	37	236		
Gesamt RA+H/O		N 20	14	12	16	21	25		32	37	37	37	37	32	37	37	37	37	
		H 89	68	53	74	78	112		169	236	236	236	236	169	236	236	236	236	
Fauna RA+H/O		N 19	12	12	15	20	23		30	32	32	32	32	30	32	32	32	32	
		H 83	55	47	66	68	99		150	210	210	210	210	150	210	210	210	210	
Flora RA+H/O		N 1	2	-	1	1	2		2	5	5	5	5	2	5	5	5	5	
		H 6	13	6	8	10	13		19	26	26	26	26	19	26	26	26	26	
Gesamt H/O		N 15	11	12	14	17	22		28	32	32	32	32	28	32	32	32	32	
		H 79	57	44	61	64	97		151	169	169	169	169	151	169	169	169	169	
H/O	Fauna	N 14	11	12	13	16	20		26	30	30	30	30	26	30	30	30	30	
		H 75	48	39	55	58	88		136	169	169	169	169	136	169	169	169	169	
H/O	Flora	N 1	-	-	1	1	2		2	5	5	5	5	2	5	5	5	5	
		H 4	9	5	6	6	9		19	26	26	26	26	19	26	26	26	26	
KP	Fauna	N 11	10	10	11	9	15		26	30	30	30	30	26	30	30	30	30	
		H 47	34	30	46	38	67		136	169	169	169	169	136	169	169	169	169	
KP	Flora	N -	-	-	1	1	2		2	5	5	5	5	2	5	5	5	5	
		H 4	9	5	6	6	9		19	26	26	26	26	19	26	26	26	26	
SED	Fauna	N 8	4	3	7	9	11		26	30	30	30	30	26	30	30	30	30	
		H 45	20	26	18	30	36		136	169	169	169	169	136	169	169	169	169	
SED	Flora	N 1	-	-	-	-	-		2	5	5	5	5	2	5	5	5	5	
		H -	-	-	-	-	-		19	26	26	26	26	19	26	26	26	26	
Fallen	Fauna	N 3	1	2	1	-	1		2	5	5	5	5	2	5	5	5	5	
		H 15	2	3	4	3	5		19	26	26	26	26	19	26	26	26	26	

N	Neobiota
H	Heimische Arten

S Schwimmponion
H Hartsustrat
W Weichboden

* Standorte 05-16:
RA Hartsustrat = Steinschüttung, Anleger, Buhne etc.
RA Weichböden = Mischwatt, Sandwatt, Weichboden Riff, etc.

- 1) kein Weichboden für RA im Binnenhafen WHV vorhanden
- 2) Fahrwasserzone nur Hartsustrat
- 3) Greifer und Kurre an Reede Nord nur Weichboden

Ein Vergleich der Artenlisten mit früheren Monitoringdaten der ‚Schnellerfassung Neobiota Deutsche Küstengewässer‘ (Buschbaum et al. 2012) zeigt, dass die RA Daten dieser Studien sehr genau übereinstimmen (Tab. 17). Die Stationen Emden, Wilhelmshaven und Dornumer Nacken (Bensersiel) wurden in beiden Projekten mit Hilfe der RA Methode beprobt. Die Artenzahlen dieser Studie stimmen weitgehend (± 1 Art) mit den Daten aus Buschbaum et al. (2012) überein. Dies lässt darauf schließen, dass die RA-Methode von beiden Bearbeitern vergleichbar angewendet wurde und auch über verschiedene Bearbeiter und Jahre hinweg vergleichbare Ergebnisse liefert. Nahezu alle zusätzlich gefundenen Arten an den genannten Standorten, wurden mit Methoden des HELCOM/OSPAR Protokolls gefunden, die Habitats einschließen, die beim RA nicht berücksichtigt werden.

Tab. 17: Vergleich der Artenlisten dieser Studie mit früheren Monitoringdaten der ‚Schnell-erfassung Neobiota Deutsche Küstengewässer‘ (Buschbaum et al. 2012). R (RA), H (H/O). Taxa, die nur in dieser Studie erfasst wurden, sind rot ausgewiesen und nach Methode rot markiert (Punkt = RA, Kasten = H/O).

Neobioten

			xxxxx NUR diese Studie					xxxxx NUR Buschbaum et al. 2011										
			Fund-ort					Wilhelmshaven										
			Emden					Bb										
			R	H	Σ	09	10	M	B			Σ	Bb					
			R	H	Σ	09	10	R	H	Σ	R	H	Σ	09	10			
Fauna	Annelida	Polychaeta	<i>Alitta virens</i>															
			<i>Aphelochaeta marioni</i>	S50														
			<i>Ficopomatus enigmaticus</i>	K3/B														
			<i>Streblospio benedicti</i>	S0/50														
			<i>Tharyx killariensis</i>	S0/50														
	Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Bugulina stolonifera</i>															
			<i>Smittoidea prolifica</i>	K3/5/B														
			<i>Tricellaria inopinata</i>															
	Cnidaria	Hydrozoa	<i>Garveia franciscana</i>	K3/5/B														
	Crustacea	Amphipoda	<i>Jassa marmorata</i>	S0														
			<i>Monocorophium sextonae</i>	S0														
		Cirripedia	<i>Amphibalanus improvisus</i>															
			<i>Austrominius modestus</i>															
		Decapoda	<i>Hemigrapsus sanguineus</i>															
			<i>Hemigrapsus takanoi</i>															
<i>Palaemon macrodactylus</i>																		
<i>Rhithropanopeus harrisi</i>			KB															
<i>Sinelobus vanhaareni</i>																		
Ctenophora			<i>Mnemiopsis leidyi</i>	K														
Insecta			<i>Telmatogeton japonicus</i>	K3														
Mollusca		Bivalvia	<i>Crassostrea gigas</i>															
			<i>Ensis directus</i>															
			<i>Mya arenaria</i>	S0														
		<i>Petricolaria pholadiformis</i>																
	<i>Teredo navalis</i>																	
	Gastropoda	<i>Crepidula fornicata</i>																
Pisces		<i>Neogobius melanostomus</i>	F															
Tunicata		<i>Aplidium glabrum</i>																
		<i>Botryllus schlosseri</i>																
		<i>Molgula</i> sp.	KB															
		<i>Styela clava</i>																
Flora	Phycophyta	Rhodophyta	<i>Gracilaria vermiculophylla</i>	K3,S50														
		<i>Neosiphonia harveyi</i>																
	Spermatophyta	<i>Spartina anglica</i>																

Fauna: Anzahl Neobioten	6	12	12	2	5	9	13	15	9	16	20	23	8	12
Flora: Anzahl Neobioten	-	-	-	-	-	-	1	1	-	1	1	2	-	1
Gesamtanzahl Neobioten	6	12	12	2	5	9	14	16	9	17	21	25	8	13

Tab. 17 (Fortsetzung): Der Standort Bensorsiel (Buschbaum et al. 2012) entspricht Standort 14 Dornumer Nacken (diese Studie).

Neobioten

			xxxxx NUR diese Studie			Cuxhaven			Bensorsiel		
Fauna			xxxxx NUR Buschbaum et al. 2012			R	Bb		14	Bb	
							09	10		09	10
Annelida	Polychaeta	<i>Alitta virens</i>					○				
		<i>Aphelocheata marioni</i>									
		<i>Ficopomatus enigmaticus</i>									
		<i>Streblospio benedicti</i>									
		<i>Tharyx killariensis</i>									
Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Bugulina stolonifera</i>									
		<i>Smittoidea prolifica</i>									
		<i>Tricellaria inopinata</i>									
Cnidaria	Hydrozoa	<i>Garveia franciscana</i>				●					
Crustacea	Amphipoda	<i>Jassa marmorata</i>									
		<i>Monocorophium sextonae</i>									
	Cirripedia	<i>Amphibalanus improvisus</i>					○	○			○
		<i>Austrominius modestus</i>				●	○	○	●	○	○
		<i>Hemigrapsus sanguineus</i>				●	○			○	
		<i>Hemigrapsus takanoi</i>				●	○	○	●	○	○
		<i>Palaemon macrodactylus</i>									
	Decapoda	<i>Rhithropanopeus harrisi</i>									
		<i>Sinelobus vanhaareni</i>									
Ctenophora	Tanaidacea	<i>Mnemiopsis leidyi</i>				●		●			
Insecta		<i>Telmatogeton japonicus</i>					○	○		○	○
Mollusca	Bivalvia	<i>Crassostrea gigas</i>				●	○	○	●	○	○
		<i>Ensis directus</i>				●		○	●	○	
		<i>Mya arenaria</i>				●	○	○	●	○	○
		<i>Petricolaria pholadiformis</i>							●		
		<i>Teredo navalis</i>						○	○		
Pisces	Gastropoda	<i>Crepidula fornicata</i>							●		○
		<i>Neogobius melanostomus</i>									
Tunicata		<i>Aplidium glabrum</i>									
		<i>Botryllus schlosseri</i>									
		<i>Molgula</i> sp.								○	○
Flora	Phycophyta	<i>Gracilaria vermiculophylla</i>						○	●	○	○
		<i>Neosiphonia harveyi</i>									
Spermatophyta		<i>Spartina anglica</i>				●	○	○			

Bb Daten 2009/10 aus Buschbaum et al. (2012)
 ● 2014 durch Rapid Assessment erfasst
 ● 2014 durch HELCOM/OSPAR Protokoll erfasst

8	9	8	8	8	8
1	1	2	1	1	1
9	10	10	9	9	9

Artenpräsenz

Die Probennahme nach HELCOM/OSPAR mit jeweils 3 Replikaten pro Station und Kratzprobentiefe bzw. Greiferposition eines Hafenstandortes ermöglicht auch eine quantitative Abschätzung des Artenvorkommens. An den Standorten Jade-Weser Port (01), Bremerhaven (02) und Emden (03) ergeben die Stationen T1-3 jeweils 9 Replikate pro Kratzprobentiefe bzw. Greiferposition, während in Wilhelmshaven (04) an jeweils 2 Stationen im Marinehafen (T1-2) und im Binnenhafen (T3-4) je 6 Replikate zur Verfügung standen.

Um eine Vergleichbarkeit zu erreichen wurde zur Berechnung der Stetigkeit der Arten die Arten nach der Häufigkeit ihres Vorkommens in den jeweiligen Replikaten einer Kratzprobentiefe bzw. Greiferposition kategorisiert (s. Tab. 18).

Tab. 18: Abundanzkategorien in Abhängigkeit von der Präsenz in den Replikaten einer Tiefenstufe.

Abundanzkategorie	Präsenz in Anzahl der Replikate der Standorte 01-03 (n=9)	Präsenz in Anzahl der Replikate in 04 (n=6)
1	1	1
2	2-3	2
3	4-5	3
4	6-7	4
5	8-9	5-6

Diese kategorisierten Daten sind für die Hafenstandorte in Tab. 19 dargestellt.

Tab. 19: Artabundanz nach Hafenstandorten (H/O). Standortnummern entsprechen Tab. 1. Grau markiert sind neobiotische Arten. K05 = Kratzprobe in 0,5 m, K3 = Kratzprobe in 3 m, K5 = Kratzprobe in 5 m, KB = grundnahe Kratzprobe am Boden. S0 = Sedimentprobe an der Kaimauer, S50 = Sedimentprobe 50 m von Kaimauer entfernt.

01 JWP

(!) Erstfund Deutsche Küstengewässer/Wattenmeer

* Kratzproben -0.5 m nicht durchgeführt

Fauna			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50		
Annelida	Oligochaeta	Oligochaeta indet.					1			
		<i>Tubificoides benedii</i>					1	2		
	Polychaeta	<i>Alitta succinea</i>			2	1				
		<i>Aphelochaeta marioni</i>						1	1	
		<i>Eunereis longissima</i>				1				
		<i>Myrianida edwardsi</i>				1				
		<i>Nephtys hombergii</i>					1	1		
		<i>Phyllodoce mucosa</i>							1	
		<i>Polydora ciliata</i>				2				
		<i>Polydora cornuta</i>			4	3				
		<i>Polydora sp.</i>			1					
		<i>Pygospio elegans</i>			1				1	
		<i>Streblospio benedicti</i>						2		
		Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Conopeum reticulum</i>		1	4	2	3	2
				<i>Conopeum seurati</i>			4		2	
<i>Cryptosula pallasiana</i>					2					
<i>Einhornia crustulenta</i>						1	2			
<i>Electra pilosa</i>				2	5	3	3	4		
<i>Electra pilosa</i> (forma erect)					2	2				
<i>Scruparia ambigua</i>									2	
<i>Smittoidea prolifica</i> (!)					4					
<i>Tricellaria inopinata</i>					2	1		1		
Ctenostomatida	<i>Alcyonidioides mytili</i>					4	3			
	<i>Alcyonidium cellarioides</i>				2	3			2	
	<i>Alcyonidium gelatinosum</i>							1	1	
	<i>Alcyonidium sp.</i>								2	
	<i>Anguinella palmata</i>			3	4	4	4	3		
	<i>Arachnidium cf lacourti</i>			1						
	<i>Arachnidium fibrosum</i>			2	4	5	2	2		
	<i>Arachnidium sp.</i>				1					
Chelicerata	Arachnida		<i>Bowerbankia gracilis</i>		1	3	1	2	1	
		<i>Bugulina fulva</i>			2		1			
		<i>Buskia nitens</i>			1	3				
		<i>Farrella repens</i>		2	4	3	2	2		
		<i>Oedothorax sp.</i>			2					
		Cnidaria	Anthozoa	Anthozoa indet.			4	2		1
				<i>Sagartia troglodytes</i>			2			1
				<i>Sagartiogeton undatus</i>			1			
			Hydrozoa	<i>Clytia hemisphaerica</i>			3	1	1	1
				<i>Eudendrium sp.</i>			1	1	1	1
				<i>Garveia franciscana</i>			2	1	1	1
				<i>Gonothyrea loveni</i>						1
<i>Halecium sp.</i>				1	5	2	2	2		
Hydrozoa indet.								1	3	
<i>Laomedea sp.</i>								2	2	
Crustacea	Amphipoda	<i>Obelia longissima</i>								
		<i>Obelia sp.</i>		1	3	3	5	4		
		<i>Sarsia sp.</i>			1					
		<i>Sertularia cupressina</i>					4	4		
		<i>Tubularia sp.</i>		2	4	3	4	4		
		Scyphozoa	<i>Scyphozoa indet.</i>			1				
		Amphipoda	<i>Jassa marmorata</i>			1				
			<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>			1				
			<i>Monocorophium acherusicum</i>			4	2			
					K05 *	K3	K5	KB	S0	S50

01 JWP (Fortsetzung)

* Kratzproben -0.5 m nicht durchgeführt

Fauna			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50		
Crustacea	Cirripedia	Amphibalanus improvisus			5	3	1			
		Austrominius modestus		5	2	2				
		<i>Balanus crenatus</i>		1	2	1	2	3		
		<i>Semibalanus balanoides</i>		2						
	Decapoda	<i>Cancer pagurus</i>								
		<i>Carcinus maenas</i>		1				3		
		Hemigrapsus takanoi			1					
		<i>Palaemon serratus</i>								
		<i>Pisidia longicornis</i>			2					
Echinodermata		<i>Asterias rubens</i>		1						
Entoprocta		<i>Barentsia gracilis</i>		3	5	5	2	2		
		<i>Barentsia matsushimana</i>						1		
		<i>Barentsia sp.</i>		1	2	2				
Insecta		Insecta indet.				1				
Mollusca	Bivalvia	<i>Abra alba</i>					1	3		
		Crassostrea gigas		1	4	2	2	2		
		<i>Hiatella arctica</i>			1					
		<i>Macoma balthica</i>						3		
		<i>Modiolus modiolus</i>						1		
		<i>Mytilus edulis</i>			1	1	2	3		
		Petricolaria pholadiformis						2		
		<i>Scrobicularia plana</i>						1		
		<i>Venerupis corrugata</i>						2		
			Gastropoda	<i>Buccinum undatum</i>					1	
				Crepidula fornicata		2	4	4	2	2
				<i>Ecrobia ventrosa</i>						1
				<i>Littorina littorea</i>		2			1	1
				<i>Peringia ulvae</i>					3	4
				<i>Retusa obtusa</i>						1
				<i>Ciliata mustela</i>						
		Pisces		<i>Myoxocephalus scorpius</i>						
		<i>Zoarces viviparus</i>								
Porifera		<i>Halichondria panicea</i>			2					
Tunicata		<i>Ascidia aspersa</i>			2	1				
		Molgula sp.			2	2				
Flora										
Phycophyta	Chlorophyta	<i>Blidingia marginata</i>		2						
		<i>Enteromorpha sp.</i>		5						
		<i>Ulva sp.</i>		2						
	Phaeophyceae	<i>Fucus vesiculosus</i>		2						
	Rhodophyta	Gracilaria vermiculophylla						1		

	K05 *	K3	K5	KB	S0	S50
Artenzahl 01 JWP		24	49	35	36	45
Anzahl Neobiota		4	10	7	7	6
15 Neobiota gesamt						
Erfasste Neobiota (%)		27	67	47	47	40
Mittlere Präsenz Neobiota		2,3	2,7	2,1	1,4	1,5

02 BHV

* Präsenz aus T1 (3 Replikate), T2/T3 (tideunabhängig)

Fauna			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50	
Annelida	Oligochaeta	Oligochaeta indet.					1		
		<i>Tubificoides benedii</i>			1				
Polychaeta		<i>Alitta succinea</i>		2	3	2			
		<i>Hediste diversicolor</i>					1		
		<i>Nereis</i> sp.		1					
		<i>Polydora ciliata</i>			2	3			
		<i>Polydora cornuta</i>		3	5	5			
		<i>Pygospio elegans</i>					1		
		<i>Streblospio benedicti</i>						1	
Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Conopeum reticulum</i>		1	2	4		1	
		<i>Conopeum seurati</i>		3	3	3	3	1	
		<i>Conopeum</i> sp.		1	2				
		<i>Einhornia crustulenta</i>		4	4	3	3	2	
		<i>Electra pilosa</i>					1		
		<i>Membranipora membranacea</i>					1	2	
	Ctenostomatida		<i>Arachnidium fibrosum</i>				1	1	1
			<i>Bowerbankia gracilis</i>			3	3		
			<i>Bowerbankia imbricata</i>			1	1		
			<i>Farrella repens</i>			2	3		
Cnidaria	Hydrozoa	<i>Clytia hemisphaerica</i>				2		1	
		<i>Eudendrium</i> sp.		2	3	2			
		<i>Garveia franciscana</i>		2	3	2	4	1	
		<i>Halecium</i> sp.			2	2			
		Hydrozoa indet.					3	1	
		<i>Laomedea</i> sp.				1			
		<i>Obelia</i> sp.			2	2	5	5	
		<i>Phialella quadrata</i>				1			
		<i>Sertularia cupressina</i>					3	4	
		<i>Tubularia</i> sp.			1		2	2	
Crustacea	Amphipoda	<i>Apocorophium lacustre</i>		1					
		<i>Corophium volutator</i>					1		
		<i>Leptocheirus pilosus</i>		1	2	2			
		<i>Melita nitida</i>			2	2			
		<i>Melita palmata</i>		2	2	2			
		<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>		3					
		<i>Monocorophium acherusicum</i>		2					
		<i>Monocorophium insidiosum</i>		2	1	1			
		<i>Monocorophium sextonae</i>						1	
		Cirripedia		<i>Amphibalanus improvisus</i>		5	5	5	1
	<i>Austrominius modestus</i>			2	3	1			
	Decapoda		<i>Balanus crenatus</i>				2		
			<i>Carcinus maenas</i>					1	
			<i>Hemigrapsus takanoi</i>			3			
			<i>Palaemon macrodactylus</i>			1			
	Isopoda		<i>Palaemon</i> sp.				1		
<i>Lekanesphaera rugicauda</i>				1					
Tanaidacea		<i>Sinelobus vanhaareni</i>		4					
		<i>Barentsia benedeni</i>				1			
		<i>Barentsia gracilis</i>			2	1			
Entoprocta		<i>Barentsia</i> sp.			1	2			
		<i>Corbula gibba</i>					1		
		<i>Crassostrea gigas</i>		3	5	5	2	1	
		<i>Macoma balthica</i>					2		
Mollusca	Bivalvia	<i>Mytilus edulis</i>			2	2			
			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50	

02 BHV (Fortsetzung)

* Präsenz aus T1 (3 Replikate), T2/T3 (tideunabhängig)

Fauna

			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50
Mollusca	Bivalvia	<i>Scrobicularia plana</i>					1	
	Gastropoda	<i>Peringia ulvae</i>					2	2
Tunicata		<i>Asciella aspersa</i>			2			
		<i>Molgula sp.</i>		4	3	4		

Flora

Phycophyta	Chlorophyta	<i>Blidingia marginata</i>	1					
		<i>Enteromorpha sp.</i>	1	4				
		<i>Rhizoclonium riparium</i>	3					
		<i>Ulva sp.</i>		1				
	Phaeophyceae	<i>Elachista fucicola</i>		1				
		<i>Fucus vesiculosus</i>	1					
	Rhodophyta	<i>Antithamnion sp.</i>		4				
		<i>Polysiphonia elongata</i>		4				
		<i>Polysiphonia stricta</i>		4				

		K05 *	K3	K5	KB	S0	S50
Artenzahl 02 BHV		5	27	30	31	22	13
Anzahl Neobiota		1	6	8	5	4	2
11 Neobiota gesamt							
Erfasste Neobiota (%)		9	55	73	45	36	18
Mittlere Präsenz Neobiota		2,0	3,7	2,9	3,6	2,0	1,0

03 EMD

* Präsenz aus T1/T2 (6 Replikate), T3 (tideunabhängig)
 ** Präsenz aus T1/T3 (6 Repl.), T2 nicht durchführbar K5
 Kratzproben -5 m = vorhandene Bodentiefe

Fauna			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50 **	
Annelida	Polychaeta	<i>Alitta succinea</i>		4		3	1		
		<i>Dipolydora coeca</i>		1		2			
		Ficopomatus enigmaticus				1			
		<i>Polydora ciliata</i>		2		3			
		<i>Polydora cornuta</i>		4		3		1	
Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Conopeum reticulum</i>		2		3	2	4	
		<i>Conopeum seurati</i>		5		4	3	1	
		<i>Einhornia crustulenta</i>		5		4	2	2	
		<i>Electra pilosa</i>		1					
		Ctenostomatida	<i>Alcyonidium</i> sp.					1	
			<i>Arachnidium clavatum</i>				1		
<i>Bowerbankia gracilis</i>			2		4	2	1		
<i>Bowerbankia</i> sp.						2	1		
<i>Buskia nitens</i>			1		2	1			
		<i>Farrella repens</i>		4		5	1	1	
Chelicerata	Pantopoda	<i>Anoplodactylus petiolatus</i>					1		
Cnidaria	Hydrozoa	<i>Clytia hemisphaerica</i>		1				1	
		<i>Eudendrium</i> sp.		3		3	4	4	
		Garveia franciscana		2		4			
		<i>Halecium</i> sp.				2	1	1	
		Hydrozoa indet.				1			
		<i>Laomedea</i> sp.		1			2	1	
		<i>Obelia</i> sp.		1		1	2	3	
		<i>Sertularia cupressina</i>					2	1	
		<i>Tubularia</i> sp.		2				1	
		Crustacea	Amphipoda	<i>Apocorophium lacustre</i>		4		2	
		<i>Corophium volutator</i>		1		2			
		<i>Gammarus zaddachi</i>		1					
		<i>Melita palmata</i>		1		2			
	Cirripedia	Amphibalanus improvisus		5		5	2		
		Austrominius modestus	3	2					
		<i>Balanus crenatus</i>		2		1	1		
	Decapoda	<i>Carcinus maenas</i>				2			
		Palaemon macrodactylus		1					
		Rhithropanopeus harrisi				2			
	Isopoda	<i>Lekanesphaera rugicauda</i>		2					
	Mysida	<i>Praunus flexuosus</i>		1					
	Tanaidacea	Sinelobus vanhaareni		2					
Entoprocta		<i>Barentsia benedeni</i>		1			2	3	
		<i>Barentsia gracilis</i>				2	2	1	
Insecta		Insecta indet.					1		
		Telmatogeton japonicus		2					
Mollusca	Bivalvia	<i>Corbula gibba</i>					2		
		Crassostrea gigas		3		5	1		
		Mya arenaria					1	2	
		<i>Mytilus edulis</i>		1		2	2	2	
	Gastropoda	<i>Peringia ulvae</i>					2	1	
Tunicata		Molgula sp.				1			
Flora	Phycophyta	Chlorophyta	<i>Chaetomorpha</i> sp.			1			
			<i>Cladophora</i> sp.			1			
			<i>Enteromorpha</i> sp.		2		1		
	Rhodophyta		<i>Polysiphonia elongata</i>			2			
			<i>Polysiphonia stricta</i>			2		1	

	K05 *	K3	K5	KB	S0	S50 **
Artenzahl 03 EMD	1	33		33	25	21
Anzahl Neobiota	1	7		6	3	1
11 Neobiota gesamt						
Erfasste Neobiota (%)	9	64		55	27	9
Mittlere Präsenz Neobiota	3,0	2,4		3,0	1,3	2,0

04 WHV-M

(!) Erstfund Deutsche Küstengewässer/Wattenmeer

Fauna

			K05	K3	K5	KB	S0	S50
Annelida	Oligochaeta	<i>Tubificoides benedii</i>					1	
	Polychaeta	<i>Alitta succinea</i>		4	3	2		
		<i>Aphelochaeta marioni</i>						1
		<i>Dodecaceria concharum</i>			1			
		<i>Eulalia viridis</i>		2				
		<i>Eunereis longissima</i>			1			1
		<i>Harmothoe impar</i>		1				
		<i>Lepidonotus squamatus</i>		1				
		<i>Neoamphitrite figulus</i>		2	1			
		<i>Nephtys hombergii</i>					1	
		<i>Nereis</i> sp.				1		
		<i>Polydora ciliata</i>			2			
		<i>Polydora cornuta</i>		5	5	3		
		<i>Streblospio benedicti</i>						3
		<i>Terebellida</i> sp.				1		
Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Bugulina fulva</i>		1	2	1	1	
		<i>Conopeum reticulum</i>		3	3	5		
		<i>Conopeum seurati</i>			1	1	1	
		<i>Cryptosula pallasiana</i>		2				
		<i>Electra pilosa</i>		3				1
		<i>Smittoidea prolifica</i> (!)		1	1	4		
		<i>Tricellaria inopinata</i>	2	5	5	5	5	5
		<i>Alcyonidioides mytili</i>				4		
Ctenostomatida	<i>Alcyonidium cellarioides</i>		1	1				
	<i>Anguinella palmata</i>		1	4	2	1	1	
	<i>Bowerbankia gracilis</i>		3	3	4			
	<i>Bowerbankia imbricata</i>		1	2	1			
	<i>Farrella repens</i>		3	2	1			
	<i>Anthozoa</i> indet.		4	4	4			
Cnidaria	Anthozoa	<i>Metridium senile</i>		2	1	1		
	Hydrozoa	<i>Halecium</i> sp.		3	2	1	4	
		<i>Laomedea</i> sp.		1	3		2	3
		<i>Obelia</i> sp.					5	4
		<i>Sertularia cupressina</i>				1	1	
		<i>Tubularia</i> sp.						1
Crustacea	Amphipoda	<i>Apohyale prevostii</i>	3					
		<i>Melita palmata</i>		1				
		<i>Monocorophium acherusicum</i>		2	1			
Cirripedia		<i>Amphibalanus improvisus</i>		3	5	5		
		<i>Austrominius modestus</i>	3	5	4	3	2	
		<i>Balanus crenatus</i>		5	3	1	4	
Decapoda		<i>Semibalanus balanoides</i>	2	4	1			
		<i>Hemigrapsus takanoi</i>		3		1		
		<i>Palaemon longirostris</i>				1		
		<i>Palaemon macrodactylus</i>				1		
Entoprocta		<i>Pandalus montagui</i>				1		
		<i>Barentsia gracilis</i>		3	4	3		
Mollusca	Bivalvia	<i>Cerastoderma edule</i>					1	1
		<i>Crassostrea gigas</i>	1	5	5	4	3	
		<i>Mya arenaria</i>		1				2
		<i>Mytilus edulis</i>		5	2		4	
Gastropoda		<i>Crepidula fornicata</i>		5	4	5	4	
		<i>Littorina littorea</i>		1		1	3	
		<i>Peringia ulvae</i>					5	5
			K05	K3	K5	KB	S0	S50

04 WHV-M (Fortsetzung)

			K05	K3	K5	KB	S0	S50	
Fauna	Mollusca	Polyplacophora	<i>Lepidochitona cinerea</i>		2				
		Pisces	<i>Liparis liparis</i>			1			
			<i>Pomatoschistus microps</i>				1		
	Porifera		<i>Halichondria bowerbanki</i>		2				
			<i>Halichondria panicea</i>		4	5	5	1	
			<i>Leucosolenia botryoides</i>			1	1		
	Tunicata		Asciaceae sp.		1	3			
			<i>Asciella aspersa</i>		3	2	3		
			<i>Botryllus schlosseri</i>		4				
			<i>Ciona intestinalis</i>		1				
		<i>Molgula</i> sp.		1	2	1			

Flora			K05	K3	K5	KB	S0	S50
Phycophyta	Chlorophyta	<i>Enteromorpha</i> sp.	3	2	1			
		<i>Rhizoclonium riparium</i>	1	3				
	Phaeophyceae	<i>Fucus vesiculosus</i>	3	1	1			
		Phaeophyceae indet.		3				
	Rhodophyta	<i>Ceramium virgatum</i>		1				
		<i>Gracilaria vermiculophylla</i>		1				
		<i>Polysiphonia fucoides</i>		3				

	K05	K3	K5	KB	S0	S50
Artenzahl 04 WHV-M	8	49	37	34	19	12
Anzahl Neobiota	3	11	7	9	4	4
14 Neobiota gesamt						
Erfasste Neobiota (%)	21	79	50	64	29	29
Mittlere Präsenz Neobiota	2,0	3,1	3,7	3,2	3,5	2,8

04 WHV-B

* keine Kratzproben -0.5 m (tideunabhängig)

Fauna			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50		
Annelida	Oligochaeta	<i>Tubificoides benedii</i>					3	2		
	Polychaeta	<i>Alitta succinea</i>		3	5	4	2			
		<i>Aphelochaeta marioni</i>						3		
		<i>Eunereis longissima</i>						1		
		<i>Ficopomatus enigmaticus</i>		1		2				
		<i>Harmothoe extenuata</i>		1						
		<i>Harmothoe imbricata</i>				1				
		<i>Harmothoe impar</i>				1				
		<i>Hediste diversicolor</i>					1			
		<i>Heteromastus filiformis</i>					1			
		<i>Myrianida edwardsi</i>				2				
		<i>Phyllodoce maculata</i>			1	1				
		<i>Podarkeopsis helgolandicus</i>					1			
		<i>Polydora cornuta</i>		3	5	3		1		
		<i>Polydora</i> sp.					2			
		<i>Streblospio benedicti</i>					3	1		
		<i>Tharyx killariensis</i>					3	3		
Bryozoa	Cheilostomatida	<i>Bugulina fulva</i>					1	2		
		<i>Conopeum reticulum</i>		3	5	4	2			
		<i>Conopeum seurati</i>		2				2		
		<i>Cryptosula pallasiana</i>		3	2					
		<i>Einhornia crustulenta</i>						1		
Cnidaria	Ctenostomatida	<i>Bowerbankia imbricata</i>			1					
	Hydrozoa	<i>Garveia franciscana</i>			5	2				
		<i>Halecium</i> sp.		1	4	3		1		
		<i>Laomedea</i> sp.		2	2	5		1		
		<i>Obelia</i> sp.		2	4	5		2		
		<i>Tubularia</i> sp.					2	2		
		Scyphozoa	Scyphozoa indet.			3	3			
		Crustacea	Amphipoda	<i>Gammarus locusta</i>		3	1			
				<i>Jassa marmorata</i>					2	
				<i>Melita palmata</i>		1	1	2	1	
		<i>Microdeutopus gryllotalpa</i>		4	5	3				
		<i>Monocorophium acherusicum</i>		1	3	3				
		<i>Monocorophium insidiosum</i>			1					
		<i>Monocorophium sextonae</i>					2			
	Cirripedia	<i>Amphibalanus improvisus</i>		5	5	4	1			
		<i>Austrominius modestus</i>		4						
		<i>Balanus crenatus</i>		2	4	5	3			
	Copepoda	Cyclopoida indet.			1					
		Harpacticoida indet.		1		2				
		Notodelphyoida indet.			1	1				
	Decapoda	<i>Athanas nitescens</i>				1				
		<i>Cancer pagurus</i>		1						
		<i>Carcinus maenas</i>			5	4				
		<i>Hemigrapsus takanoi</i>		1		1				
	Ostracoda	Ostracoda indet.			1	1				
Entoprocta		<i>Barentsia gracilis</i>				2				
Insecta		<i>Telmatogeton japonicus</i>		1						
Mollusca	Bivalvia	<i>Abra alba</i>				1				
		<i>Cerastoderma edule</i>					1			
		<i>Corbula gibba</i>					3			
		<i>Crassostrea gigas</i>		5	5	5	4	1		
		<i>Macoma balthica</i>						1		
			K05 *	K3	K5	KB	S0	S50		

Tab. 20: Artenzahlen zusammengestellt für Kratzproben der Positionen 3 und 5 m Wassertiefe (K3, K5), bodennahe Kratzproben (KB) und Greiferproben an der Kaimauer (S0) sowie 50 m entfernt (S50). Grau markiert sind Positionen, wo mindestens 50% aller am Standort erfassten Neobiota gefunden wurden. Die Gesamtartenzahl der Neobiota eines Standortes ergibt sich aus allen Kratz- und Greiferproben des jeweiligen Standortes.

		Gesamtartenzahl	Anzahl heimische Arten	Anzahl Neobiota	Erfasste Neobiota (%)	Mittlere Präsenz (Max. 5)	
Gesamtartenzahl (nach Kratz- und Sedimentproben)	JWP	83	68	15			
	BHV	58	47	11			
	EMD	48	37	11			
	WHV-M	65	51	14			
	WHV-B	73	56	17			
Kratzproben	K3	JWP	24	20	4	27	2,3
		BHV	27	21	6	55	3,7
		EMD	33	26	7	64	2,4
		WHV-M	49	38	11	79	3,1
		WHV-B	33	26	7	41	2,6
	K5	JWP	49	39	10	67	2,7
		BHV	30	22	8	73	2,9
		EMD	<i>K5 entspricht Bodentiefe</i>				
		WHV-M	37	30	7	50	3,7
		WHV-B	37	31	6	35	3,5
	KB	JWP	35	28	7	47	2,1
		BHV	31	26	5	45	3,6
		EMD	33	27	6	55	3,0
		WHV-M	34	25	9	64	3,2
		WHV-B	36	29	7	41	2,9
Sedimentproben	S0	JWP	36	29	7	47	1,4
		BHV	22	18	4	36	2,0
		EMD	25	22	3	27	1,3
		WHV-M	19	15	4	29	3,5
		WHV-B	24	16	8	47	2,1
	S50	JWP	45	39	6	40	1,5
		BHV	13	11	2	18	1,0
		EMD	21	20	1	9	2,0
		WHV-M	12	8	4	29	2,8
		WHV-B	22	18	4	24	2,0

Arten-Areal-Kurven

An allen Standorten mit Ausnahme des JWPs wurde ein Teil der Probennahmen nach HELCOM/OSPAR in tideunabhängigen Teilen des Hafens durchgeführt (Abb. 13). Dort entfielen Kratzproben in 0,5 m Tiefe (K05), was dazu führte, dass die Replikatzahlen für die Kratzproben in dieser Tiefe nicht ausreichend für Arten-Areal-Kurven waren.

Dementsprechend wurden für die Kratzprobendaten nur Kurven ab 3 m (K3) Tiefe errechnet (Abb. 17a, b). Die Standorte WHV-M und WHV-B wurden in einer zusätzlichen Kurve zusammengefasst (WHV).

Keine der Arten-Areal-Kurven erreicht ein Sättigungsniveau, so dass anzunehmen ist, dass mit höherer Replikatzahl die Anzahl der gefundenen Arten noch steigen wird. Dies gilt für alle Tiefen und Sedimentproben.

Das RA ist methodisch hinsichtlich des Zeitaufwands bereits optimiert, da davon auszugehen ist, dass visuell im Feld auch bei längerem Suchen über die 30 Minuten hinaus, nachdem die letzte Art neu erkannt wurde, keine weiteren Arten mehr gefunden werden. Abb. 16 gibt die Anzahl der direkt im Feld gefundenen Arten entsprechend der RA-Methodik (letzte Art +30 Minuten) wieder, sowie die Artenzahl entsprechend des Gesamtaufwandes, also der Screeningminuten im Feld plus der Laborminuten für die Bestimmung des Arteninventars aus den zusätzlichen Kratz- und Sedimentproben.

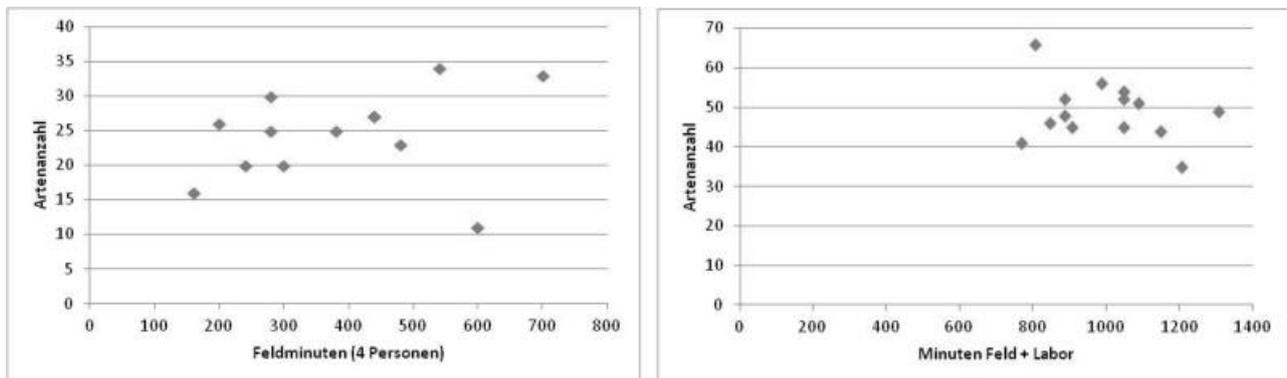


Abb. 16: Anzahl der im RA gefundenen Arten entsprechend dem Aufwand in Feldminuten (4 Personen) gemäß RA-Methodik sowie der im RA ermittelten Artenzahlen unter Berücksichtigung der im Labor zusätzlich untersuchten Kratz- und Sedimentproben (durchschnittlich 4,7 Proben pro RA-Standort).

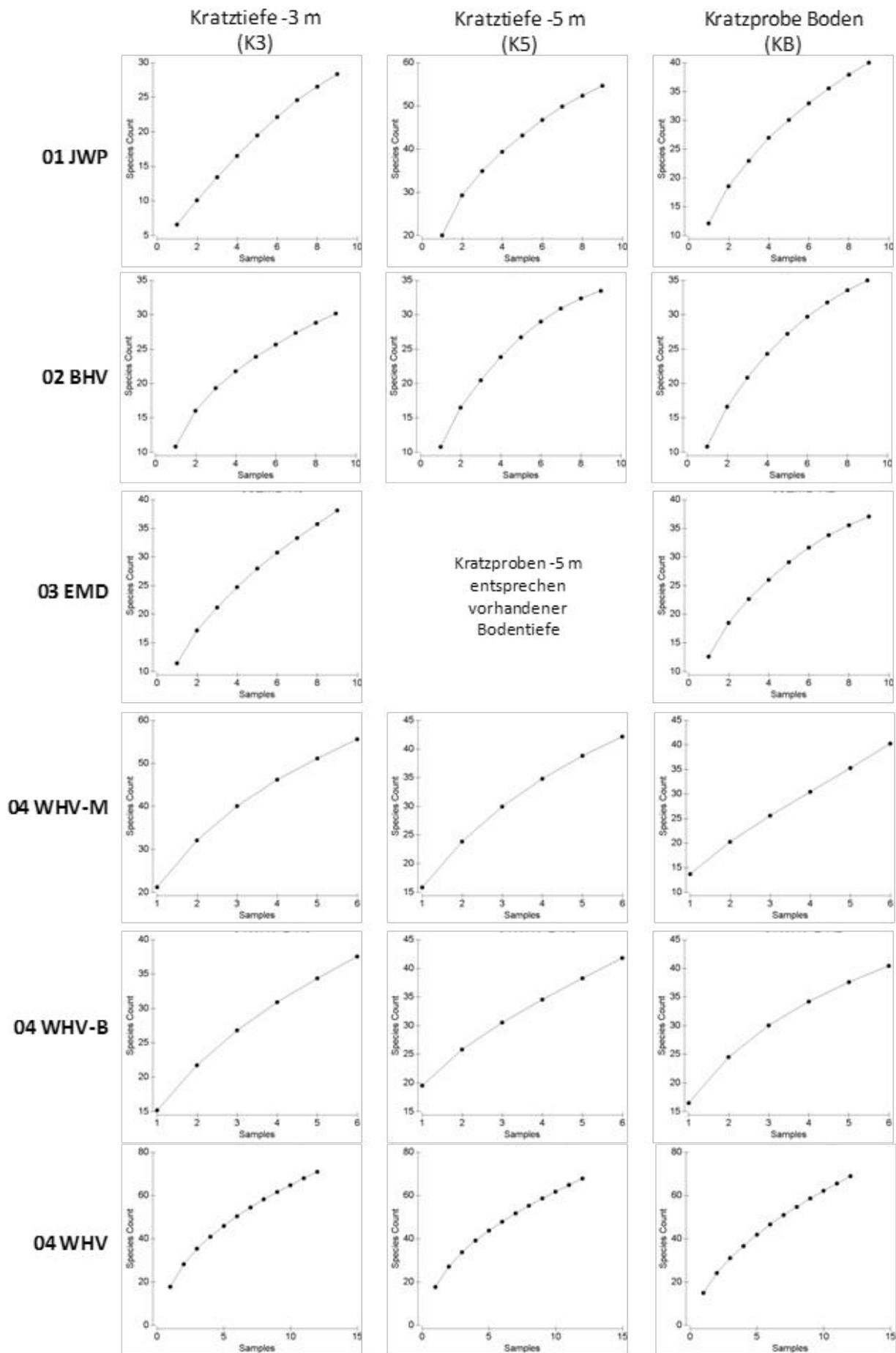


Abb. 17a: Arten-Areal-Kurven der Kratzproben nach HELCOM/OSPAR.

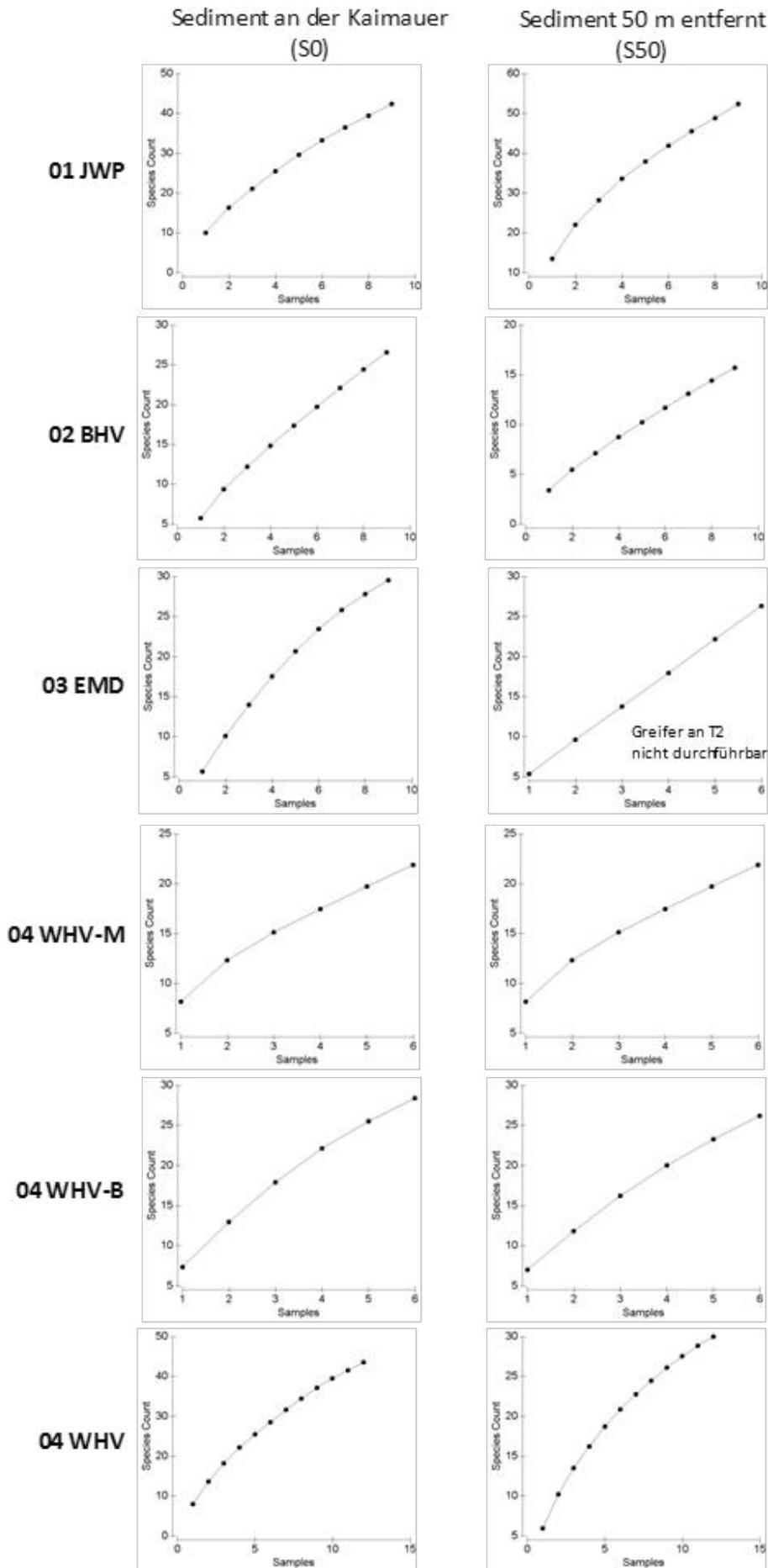


Abb. 17b: Arten-Areal-Kurve der Greiferproben nach HELCOM/OSPAR.

Abiotische Begleitparameter

Die Zeitpunkte der Probennahmen und die abiotischen Bedingungen an den Standorten sind in Tabelle 21 dargestellt. Insgesamt fand der Hauptteil der Probennahme im Zeitraum vom 29.10.-10.12.2014 statt. Nur die Station Cuxhaven wurde bereits am 5.08.2014 beprobt.

Tab. 21: Abiotische Wasserparameter (T und S jeweils gemessen an der Oberfläche) und Zeitpunkt der Probennahmen. Die Nummerierung der Standorte entspricht Tab. 1.

Häfen		Station	Datum	Wasser- temperatur (°C)	Salinität (PSU)	Secchitiefe (cm)	Tiefe der Grund- nahen Kratzprobe (m)*
01 JWP	T1		20.11.14	10,4	32,1	80	13
	T2		20.11.14	10,3	32,1	90	12
	T3		20.11.14	10,6	31,9	60	9
02 BHV	T1		01.12.14	4,4	9,3	15	10
	T2		02.12.14	6,4	14,6	40	6
	T3		02.12.14	6,6	16,3	50	6
03 EMD	T1		11.11.14	9,5	11,5	---	8
	T2		11.11.14	9,5	13,5	30	11
	T3		11.11.14	10,5	17,4	40	4
04 WHV-M	T1		27.11.14	8,6	30,1	80	12
	T2		27.11.14	8,7	30,9	80	12
04 WHV-B	T3		25.11.14	9,3	29,3	430	9
	T4		25.11.14	9,3	28,3	340	6

* grau hinterlegte Stationen sind tidenunabhängig. Deshalb beziehen sich die Tiefen auf die reale Wassertiefe. Sonst bezogen auf die mHWL.

Buhnen/Leitdämme

05 Min Oog	03.11.14	13,1	32,1	---
06 LD Rob	30.10.14	11,4	26,1	---
07 LD Cux	05.08.14	24,0	25,0	---
08 Bor	17.11.14	9,9	30,0	---

Fahrwassertonnen

09 FWT Emd	10.12.14	8,9	26,6	---
------------	----------	-----	------	-----

Weichböden

12 Reede N	27.10.14	14,5	32,6	---
------------	----------	------	------	-----

Austerriffe

13 NL	05.11.14	12,3	29,2	---
14 DN	04.11.14	11,5	30,6	---
15 HW	31.10.14	12,1	31,5	---
16 öHK	29.10.14	11,3	30,0	---

Nach HELCOM/OSPAR Protokoll sollen die Sedimenteigenschaften der beprobten Häfen beschrieben werden. Die Sedimenteigenschaften der Häfen wurden mittels Korngrößenanalyse und Kornsummenkurven charakterisiert (Tab. 22, Abb. 18a, b).

Tab. 22: Korngrößenanalyse der Hafenstandorte (Klassifizierung nach Wentworth). Die Station 03 EMD T2-50 beinhaltet 'fluid mud', die Station 04WHV-B T3-0 war sedimentfreies Hartsubstrat (vermutlich Beton).

Häfen		Korngröße [Vol%]						Mean [µm]	Median [µm]
		<63µm	63-125µm	125-250µm	250-500µm	500-1000µm	1000-2000µm		
		Ton + Silt	sehr feiner Sand	Feinsand	Mittelsand	Grobsand	sehr grober Sand		
Station									
01 JWP	T1-S0	90,21	7,88	1,87	0,04	0,00	0,00	24,00	13,14
	T2-S0	43,34	38,59	16,94	1,13	0,00	0,00	77,60	72,05
	T3-S0	90,70	7,26	1,97	0,07	0,00	0,00	23,97	13,38
	T1-S50	73,99	12,98	11,45	1,58	0,00	0,00	45,99	15,42
	T2-S50	38,14	32,71	27,62	1,53	0,00	0,00	86,18	89,30
	T3-S50	67,50	14,77	11,44	3,97	2,29	0,03	71,22	21,70
02 BHV	T1-S0	69,07	17,19	7,91	1,86	3,93	0,04	75,96	26,71
	T2-S0	87,91	9,16	2,82	0,11	0,00	0,00	28,50	15,55
	T3-S0	94,57	4,25	1,08	0,10	0,00	0,00	18,79	11,32
	T1-S50	82,42	11,98	4,98	0,62	0,00	0,00	35,31	17,42
	T2-S50	91,39	6,65	1,87	0,09	0,00	0,00	24,01	14,03
	T3-S50	92,16	6,05	1,71	0,08	0,00	0,00	22,84	13,42
03 EMD	T1-S0	92,27	4,06	3,41	0,26	0,00	0,00	21,62	10,98
	T2-S0	97,30	2,30	0,40	0,00	0,00	0,00	14,13	9,46
	T3-S0	97,40	2,03	0,53	0,04	0,00	0,00	14,30	9,46
	T1-S50	91,41	6,24	2,26	0,09	0,00	0,00	22,93	12,69
	T2-S50								
	T3-S50	98,59	1,38	0,03	0,00	0,00	0,00	12,08	8,83
04 WHV-M	T1-S0	95,51	3,10	1,30	0,09	0,00	0,00	15,72	8,42
	T2-S0	94,20	4,30	1,50	0,00	0,00	0,00	19,19	11,20
	T1-S50	93,09	5,06	1,85	0,00	0,00	0,00	19,90	10,80
	T2-S50	99,22	0,78	0,00	0,00	0,00	0,00	11,35	8,66
04 WHV-B	T3-S0								
	T4-S0	54,16	25,24	18,20	2,40	0,00	0,00	69,29	50,88
	T3-S50	66,43	17,46	14,49	1,62	0,00	0,00	53,51	17,96
	T4-S50	25,98	63,50	9,90	0,62	0,00	0,00	42,02	14,65

Bei den Sedimenten der Häfen handelt es sich überwiegend um Silte (6,3µm - 63µm, nach Wentworth). Feinsande machen nur 5 von 24 Sedimentproben aus. Am Standort Emden sind Feinsande nicht vertreten. Stattdessen treten hier sogenannte 'fluid muds', also extrem wasserhaltige Schlicke, auf. Grobsandanteile in den Sedimenten sind auf die exponierten Positionen am Jade-Weser Port (T3) und an der Stromkaje Bremerhaven (T1) beschränkt. Wie an den Kornsummenkurven zu erkennen, zeigen alle Sedimente eine bi- bis multimodale Korngrößenverteilung. Die weist darauf hin, dass die Sedimente nicht im hydraulischen Gleichgewicht stehen. Ursächlich hierfür ist die biologische Aktivität, die

feinpartikuläres Material in Form von Faeces und Pseudofaeces aggregiert. Insbesondere die multimodale Korngrößenverteilung ist nur durch das optische Analyseverfahren auflösbar. Herkömmliche Siebverfahren sind nicht in der Lage die Korngrößenverteilung in dieser Auflösung zu analysieren.

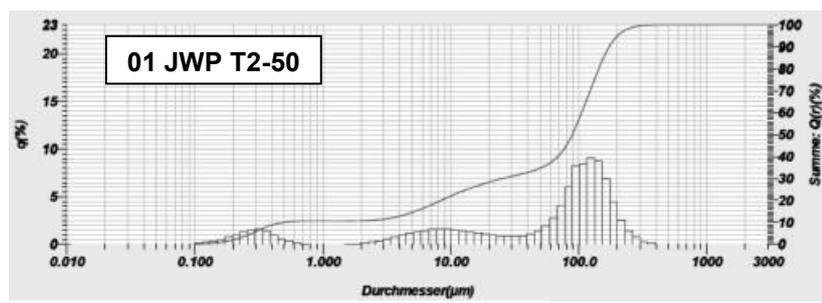
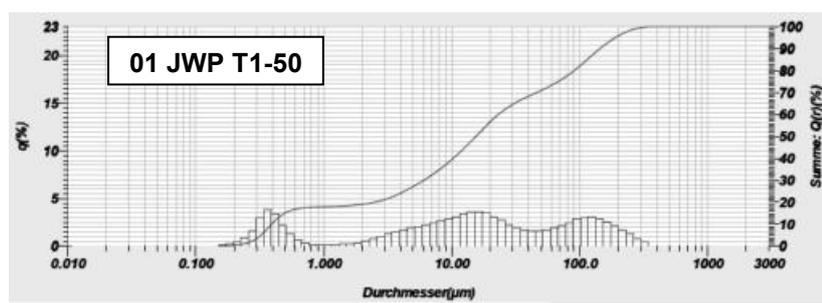
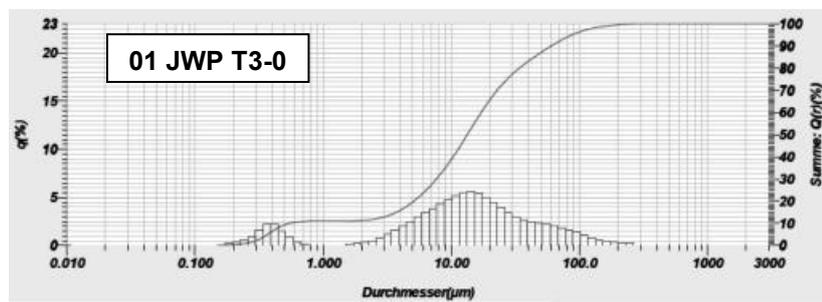
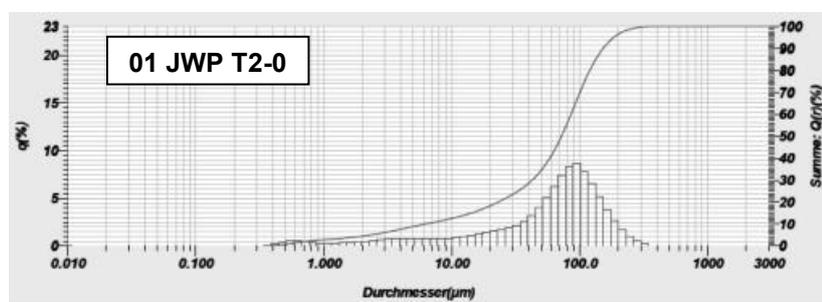
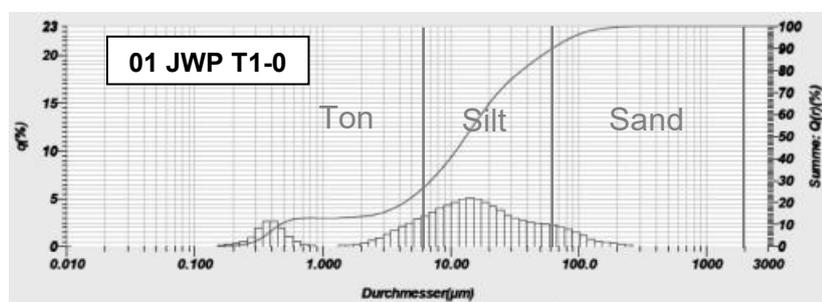


Abb. 18: Kornsummenkurve der Sedimentproben der Hafenstandorte nach HELCOM/OSPAR.

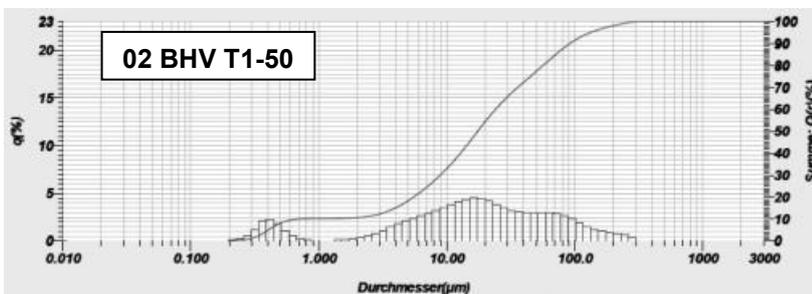
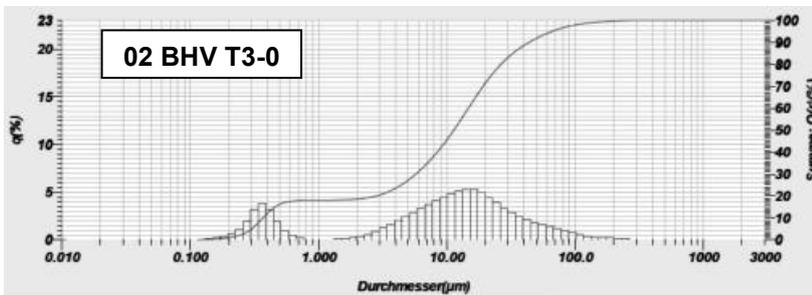
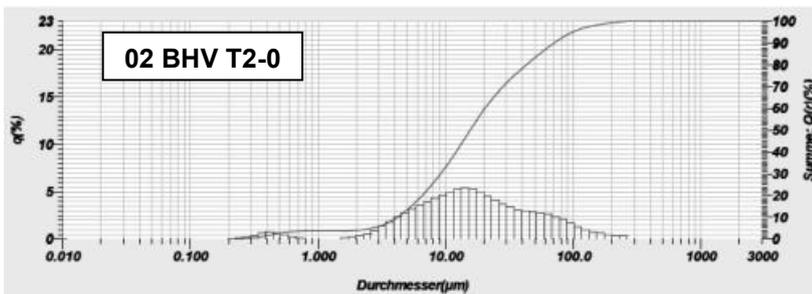
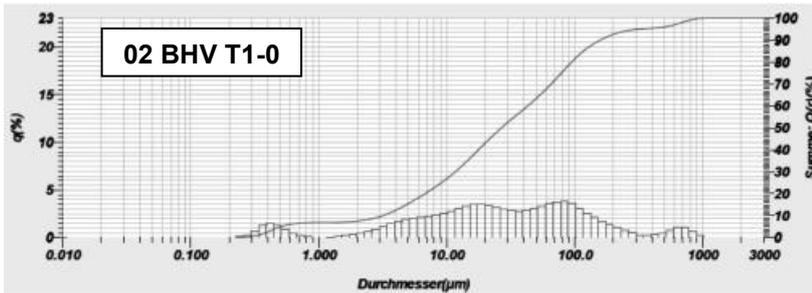
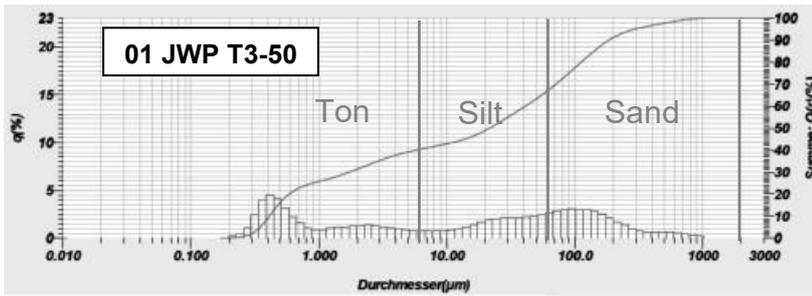


Abb. 18 (Fortsetzung): Kornsummenkurve der Sedimentproben der Hafenstandorte nach HELCOM/OSPAR.

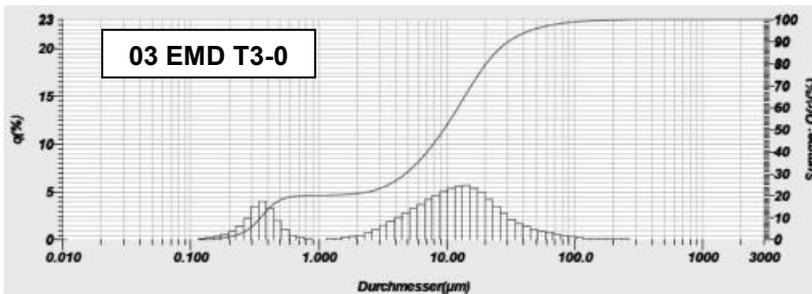
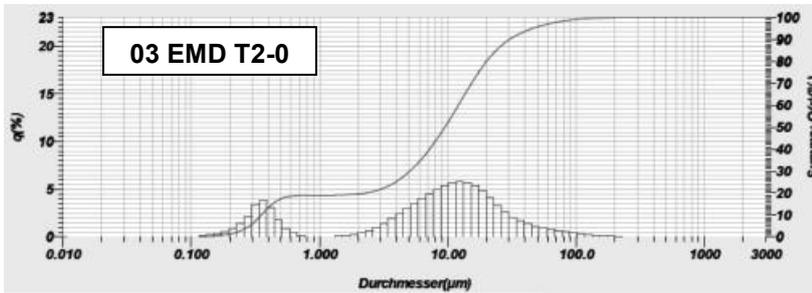
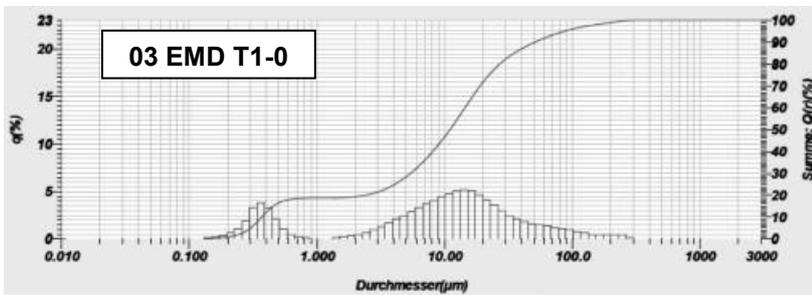
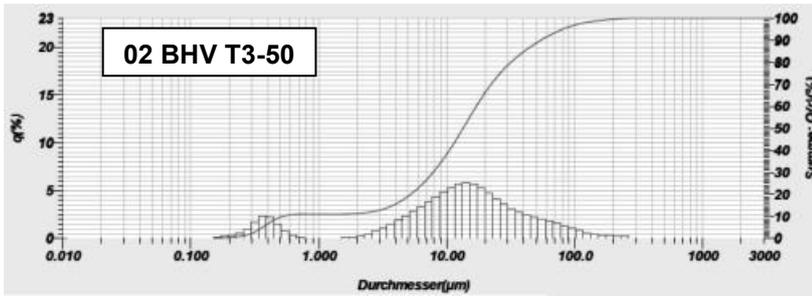
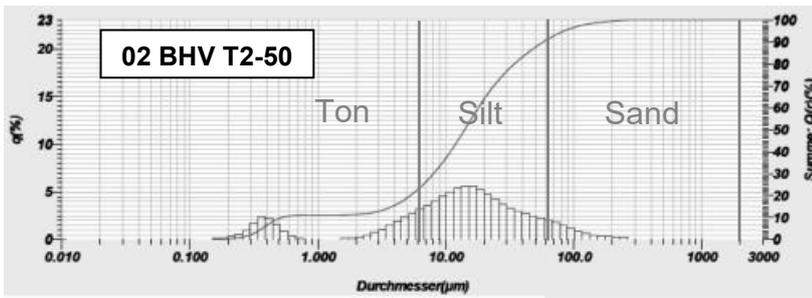


Abb. 18 (Fortsetzung): Kornsummenkurve der Sedimentproben der Hafenstandorte nach HELCOM/OSPAR.

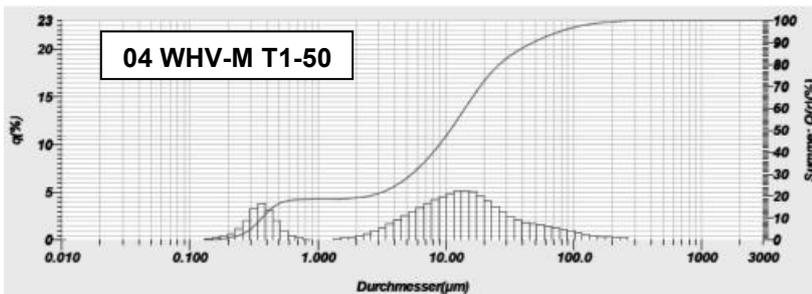
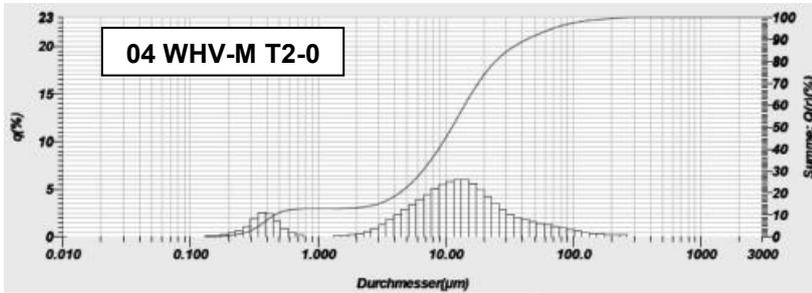
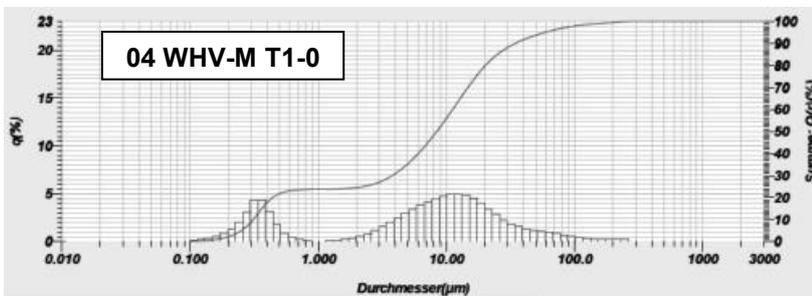
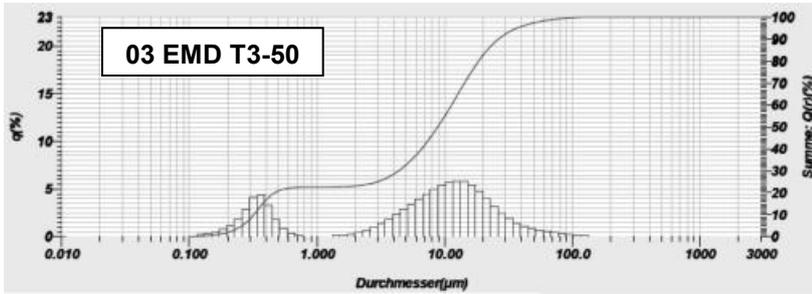
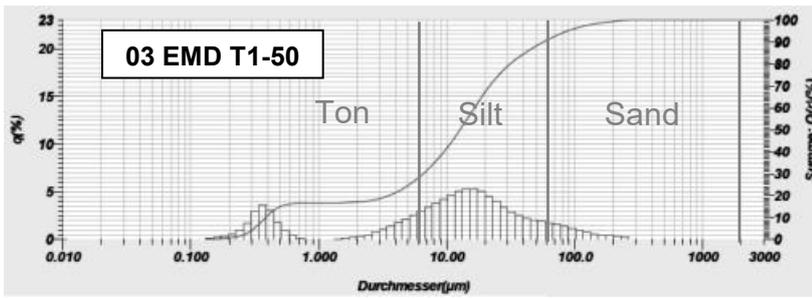


Abb. 18 (Fortsetzung): Kornsummenkurve der Sedimentproben der Hafenstandorte nach HELCOM/OSPAR.

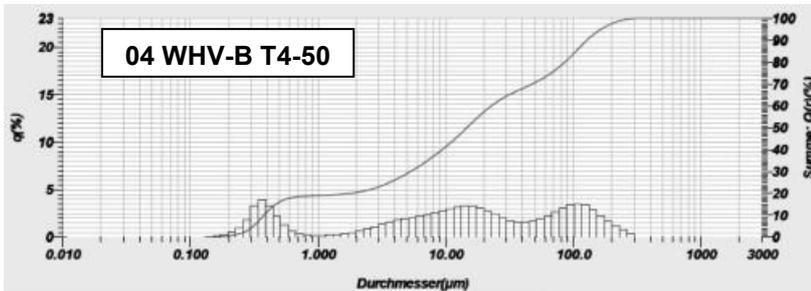
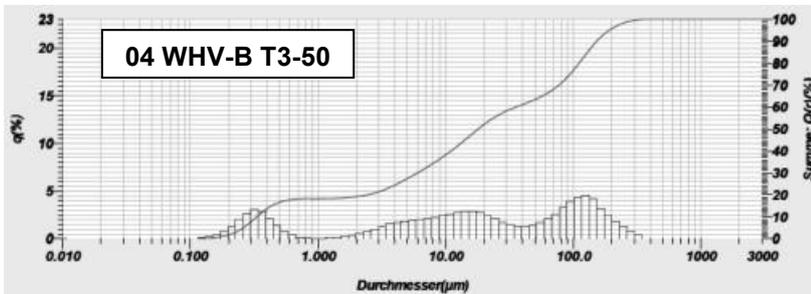
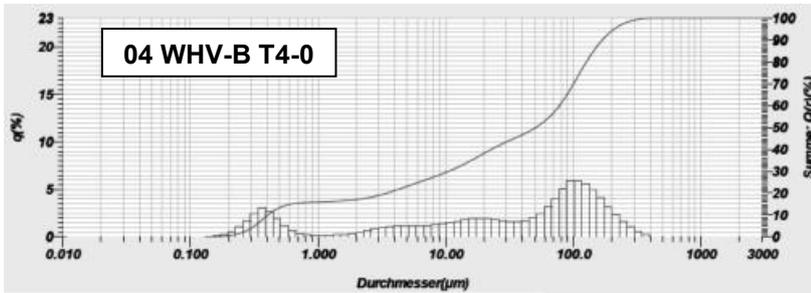
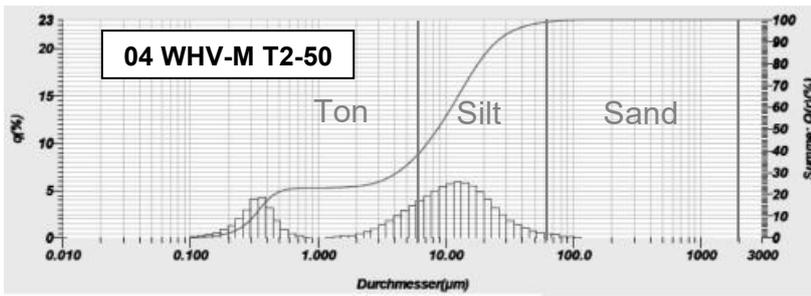


Abb. 18 (Fortsetzung): Kornsummenkurve der Sedimentproben der Hafenstandorte nach HELCOM/OSPAR.

Erkenntnisse

Unterscheidet sich das Arteninventar, das nach dem HELCOM/OSPAR Protokoll aufgenommen wurden, vom Arteninventar, das nach der Rapid Assessment (RA) Methode (Buschbaum et al. 2012) aufgenommen wurden?

Die Untersuchung ‚Neobiota-Basislinie niedersächsische Küste‘ erbrachte eine unerwartet hohe Gesamtartenzahl aller Standorte. Es wurden insgesamt 273 Taxa bestimmt, wovon 37 als Neobiota gelten. Demgegenüber konnten für Niedersachsen in dem 2009 und 2010 durchgeführten RA nur 114 Taxa nachgewiesen werden wovon 20 Neobiota waren (Buschbaum et al. 2012). Vergleicht man die gefundenen Artenzahlen in den Häfen, zeigt sich, dass durch das HELCOM/OSPAR Protokoll sowohl mehr Neobiota (28 Arten, RA: 22 Arten, Tab. 16), als auch mehr heimische Arten (151 Arten, RA: 92 Arten) identifiziert werden konnten. Die Anzahl der Neobiota war nach HELCOM/OSPAR Protokoll zwischen 3 und 8 Arten pro Hafen größer, als nach RA (s. Tab. 16).

Welche Lebensräume sind besonders attraktiv für die Einwanderung von Neobiota?

Da Ballastwasser und der Bewuchs von Schiffsrümpfen einen wesentlichen Transportvektor für Neobiota darstellen, ist eine höhere Anzahl von gebietsfremden Arten in den Häfen erwarten. Dies wird durch die kombinierte Erfassung durch HELCOM/OSPAR und RA bestätigt. Betrachtet man jedoch nur die Ergebnisse nach dem RA, so ergeben sich keine Unterschiede in den Anzahlen der Neobiota zwischen Häfen und den anderen Standorten (jeweils 22 Arten, Tab. 16).

Weichböden wurden in den früheren Untersuchungen eher vernachlässigt, da die Methodik sehr aufwendig ist und der Anteil an Neobiota als sehr gering angesehen wurde (Buschbaum et al. 2012, Lackschewitz et al. 2011). Dies wird von unseren Daten jedoch nur zum Teil bestätigt. Bei den RA Analysen war der Anteil der Neobiota in Weichböden mit 22% geringer als auf Hartsubstraten (32%). Insgesamt wurden in den Weichböden der Hafenstandorte jedoch 15 gebietsfremde Arten identifiziert. Dementsprechend sollten die Probennahmen von Weichböden bei zukünftigen Monitoring obligatorisch sein.

Im Mittel wurden nach dem RA nur 3,2 (von 15,1) der hafenspezifischen Neobiota in der Weichböden der Hafenstandorte gefunden, während nach der HELCOM/OSPAR Methode durch die Beprobung der Weichböden mittels Greifer 6,3 (von 15,1) der Neobiota der Hafenstandorte erfasst wurden.

Das HELCOM/OSPAR Protokoll beinhaltet eine Beprobung auch des tieferen Sublittorals, das vom RA nicht abgedeckt wird. In diesem Habitat (3 m Wassertiefe bis Grund) wurden in den Häfen zwischen 11 und 17 Neobiota-Arten gefunden. Die gefundenen Arten konzentrieren sich jedoch nicht auf eine bestimmte Tiefe oder Probe, sondern sind Hafenspezifisch auf verschiedene Tiefen verteilt (s. Tab. 19). Eine Reduktion der zu beprobenden Tiefen führt demnach zu einem Verlust von Artfunden. So wurde z.B. die Neozoe *S. prolifica* im Jade Weser Port nur in der Wassertiefe 5 m gefunden, die Neozoe *Arachnidium cf lacourti* nur in 3 m Tiefe.

Ein besonderer Standort war die Reede Nord. Obwohl hier kein Hartsubstrat vorhanden ist, wurde dieser Standort gewählt, da hier zum einen die Schiffverkehrsdichte auf Grund des Verkehrstrennungsgebiets der südlichen Deutschen Bucht sehr hoch ist, und zum anderen besonders Bulk Carrier dort länger vor Anker liegen, was die Einschleppung von Arten durch Ballastwasser und Schiffsrumpfbewuchs begünstigt. Die Gesamtartenzahl war mit 64 im Vergleich zu den anderen Weichbodenproben sehr hoch. Dies kann jedoch auch an der anderen Methodik (Baumkurre) gelegen haben. Interessant ist jedoch, dass der Anteil der gebietsfremden Arten (2) sehr gering ist.

Welcher Probenahme-Aufwand muss für eine effektive Erfassung von Neobiota betrieben werden?

In den Häfen wurde sowohl das RA als auch das HELCOM/OSPAR Protokoll angewandt. Dies sollte u.a. einen Vergleich ermöglichen, welcher Aufwand nötig ist, um eine möglichst umfassende Artenliste zu erstellen bzw. ob beide Verfahren ähnliche Ergebnisse liefern. In allen Häfen wurden mittels des HELCOM/OSPAR Protokolls mehr heimische und gebietsfremde Arten nachgewiesen. Durchschnittlich wurden mit dem RA Protokoll 49% aller am Standort identifizierten Arten nachgewiesen, wohingegen das HELCOM/OSPAR Protokoll durchschnittlich 84% der Arten aufzeigte. Dies wurde sowohl beim Weichboden deutlich, wo mittels des RA nur durchschnittlich 14 Arten nachgewiesen wurden und das HELCOM/OSPAR Protokoll im Schnitt 36 Arten hervorbrachte, als auch bei den RAH Proben mit durchschnittlich 19 Fauna Arten im Vergleich zu 55 Arten der HELCOM/OSPAR Kratzproben. Die Arten-Areal-Kurven der HELCOM/OSPAR Proben zeigen, dass die Anzahl der Replikate nicht ausreichte, um ausreichend Habitatfläche für die Artenliste zu beproben.

Dies spricht dafür, dass selbst der höhere Aufwand des HELCOM/OSPAR Protokolls noch nicht ausreicht, um eine umfassende Artenliste zu erhalten. Zudem darf der Aufwand des RA Protokolls nicht unterschätzt werden. Das RA Protokoll beruht im engeren Sinn darauf,

präsenre Arten im Feld makroskopisch zu bestimmen, was jedoch bei vielen Arten nicht möglich ist. Daher werden auch innerhalb des RA Proben zur weiteren Bestimmung mit ins Labor genommen. In dieser Studie konnte im Feld nur ca. 56% der tatsächlich ermittelten Arten erfasst werden.

Das RA erfordert durchschnittlich 38,3 Stunden Feldarbeit pro Standort, während für die Probennahme nach HELCOM/OSPAR Protokoll pro Hafen 72,5 Stunden veranschlagt werden müssen (s. Tab. 23). Der Großteil des Aufwands des HELCOM/OSPAR Protokolls besteht jedoch in der Analyse der durchschnittlich 52 (JWP, BHV, Emd) bzw. 69 (WHV) Bio-Proben pro Hafen. Hinzu kommen noch 6 Sedimentproben pro Hafen zur Korngrößenbestimmung. Dies erhöht den Gesamtaufwand auf 265,8 Stunden pro Hafen. Dieser höhere Aufwand im Vergleich zum RA schlägt sich jedoch auch deutlich auf die identifizierten Artenzahlen nieder, die beim RA mit durchschnittlich 40,8 Arten pro Hafen deutlich niedriger als beim HELCOM/OSPAR Protokoll mit 75,2 Arten liegen (s. Tab. 4).

Tab. 23: Arbeitsaufwand dieser Studie aufgeteilt nach RA und HELCOM/OSPAR Protokoll.

	RA (4,7 Bio-Proben/Standort)			H/O (17,3 Bio-Proben/Site; 3 Sites/Hafen)			
	h/Bio-Probe	h/Standort	pro Standort	h/Bio-Probe	h/Site	pro Hafen	
Feldarbeit (Probennahme)		38,30	66,4		24,19	72,6	
davon Screening 4 Personen		5,8		147,0			
Proben vorsortieren	0,33	12,65			0,33	45,85	
Probenanalyse Kratz/Sed/Kurre	2,15				2,08		
Probenanalyse Kratz/Sed/Fallen					0,24		
Dateneingabe	0,21						
Korngrößenanalyse						3,16	
Report		15,40					46,2
Stunden gesamt	2,7				2,7	73,2	265,8
Bootstage					0,8		
Schiffstage			0,3				0,5
KFZ km			208			386	

Der Nachweis von Neobiota verlangt in den meisten Fällen gute Kenntnisse der örtlichen Gegebenheiten und der dort ansässige Organismen sowie eine intensive Begutachtung der Proben. So konnten beispielsweise bei den Kratzproben nur unvollständige Individuen der invasiven Rotalge *Gracilaria vermiculophylla* fixiert werden. Eine makroskopische und zytologische Unterscheidung zur heimischen Art *G. gracilis* war somit unsicher. Deshalb wurden einige Proben dieser Art zur molekularbiologischen Analyse gegeben. Ähnlich verhält es sich mit der Grünalpengattung *Ulva* spp. Diese Gattung beinhaltet aktuell auch Arten, die früher in der Gattung *Enteromorpha* angesiedelt waren. Eine Artbestimmung innerhalb dieser Gruppe erfordert eine sehr aufwendige zytologische Untersuchung, die zudem voraussetzt, dass komplette Thalli beprobt werden. Dies ist gerade bei Kratzproben nicht immer gegeben und eine Artbestimmung somit vielfach nicht möglich. Um eine Vergleichbarkeit mit früheren Daten zu ermöglichen wurden zweizellschichtige flächige Thalli als *Ulva* sp. und einschichtige, eher filamentöse Thalli als *Enteromorpha* sp. bezeichnet. Aktuell findet am GEOMAR eine molekularbiologische Untersuchung dieser Gattung statt, die zukünftig die Artbestimmung mittels genetischer Marker ermöglichen

soll. Auch bei einigen Fauna-Gruppen war eine Artbestimmung auf Grund mangelnder morphologischer Merkmale nicht möglich. Hydrozoen lagen oft nur in kleinen Kolonie-Bruchstücken vor, welche für eine morphologische Identifizierung auf Artebene nicht ausreichend diagnostische Merkmale aufwiesen und daher einem entsprechend höheren Taxon zugewiesen wurden. Da zur Bestimmung von Hydrozoen zumeist auch die Geschlechtspolypen Bestimmungsrelevanz haben, würde eine saisonal frühere Beprobung gewährleisten, dass entsprechende Merkmale vorhanden wären. Die Artbestimmung von Actinaria (Seeanemonen) erfordert einerseits die Hälterung und Beobachtung von Lebendmaterial und andererseits aufwändige Präparationen von Geweben verschiedener Körperteile, um z.B. anhand der Cnidocysten der Tentakeln die Art zu bestimmen (Holst, pers. Mitteilung). Wichtige Gewebeteile sind dabei auch Acontien, welche erst durch Reizung der lebenden Anemone ausgeworfen werden. Desweiteren wurden innerhalb dieser Untersuchung verschiedene Ascidien (Seescheiden) der Gattung *Molgula* gefunden, die nicht bis zur Art identifiziert werden konnten und daher unter *Molgula* sp. zusammengefasst wurden. Vermutlich waren die heimischen Arten *M. socialis*, *M. complanata*, *M. occulta* und die gebietsfremde Art *M. manhattensis* in den Proben. *Molgula*-Arten lassen sich u.a. morphologisch durch die Art ihrer Samenstränge unterscheiden, die aber nur in lebenden und besonders gut in großen Individuen zu erkennen sind, Zudem sind dafür Probenahmen vorzugsweise im Juli/August notwendig. Eine eindeutige Identifizierung ist allerdings nur über CO1 Sequenzierung möglich (Gittenberger, pers. Mitteilung).

Auch aus Sicht der Meeresbotanik hat sich der saisonal späte Probennahme-Zeitraum womöglich negativ auf die Untersuchung ausgewirkt. Frühere Studien bezeichneten den Zeitraum Juli bis Oktober als geeignet (Lackschewitz et al. 2011) und auch das HELCOM/OSPAR Protokoll sieht einen Probennahmen Zeitraum von Ende Juli bis September vor (HELCOM/OSPAR 2013). Nur saisonal nachweisbare Arten, insbesondere ephemere Makroalgen könnten durch die Probennahmen im November bis Dezember verpasst worden sein. Einen Hinweis dafür liefert das im Mai 2015 beobachtete Massenvorkommen von *Dumontia contorta* auf dem Austernriff-Standort 13 (Nordland). Die bis zu 1,2 m große Rotalge ist eine typische Feldküsten-Makroalge des Nordostatlantiks und war bislang nur von Helgoland bekannt. Ab Juni beginnt deren Thallidegeneration, so dass bereits im Juli nur noch die basale Haftscheibe vorhanden ist. Dies ist bei zukünftigen Probennahmen zu berücksichtigen und gerade bei saisonalen Arten kann nicht zwingend davon ausgegangen werden, dass zukünftige Funde neu eingewandert sind, sondern möglicherweise von dieser Untersuchung nicht erfasst

wurden. Für das Makrozoobenthos stellt sich die Situation etwas anders dar, da durch die späte Beprobung auch eventuelle sommerliche Larvenfälle mit erfasst werden. Der Vergleich der Beprobung des Standortes 07 Leitdamm Cuxhaven (05. August) mit den anderen Leitdämmen 05, 06, 08 (30. Oktober bis 17. November) zeigt keine signifikanten Unterschiede in der Artenzahl.

Empfehlungen

1. Die vorliegende Studie konnte 159 zusätzliche Taxa und 17 zusätzliche Neobiota nachweisen, als z.B. die RA-Studie 'Schnellerfassung Neobiota Deutsche Küstengewässer' (Buschbaum et al. 2012). Dies ist ein klarer Hinweis darauf, dass zukünftige Monitoring Programme nach einem **kombinierten Monitoring nach HELCOM/OSPAR Protokoll und RA** durchgeführt werden sollten. Weder H/O noch RA sind einzeln betrachtet in der Lage die Gesamtzahl an Arten bzw. Neobiota zu erfassen. Insbesondere Proben aus dem tieferen Subtidal sind nötig, um die Habitate der Standorte umfassend zu beproben: während am JWP und in BHV die höchste Anzahl an Neobiota in der **K5 Station** zu verzeichnen waren, waren die meisten Neobiotafunde in Emden und im Marinehafen Wilhelmshaven in der **K3 Station**. Zusätzlich sollte das HELCOM/OSPAR Protokoll um eine **Kescherbeprobung** erweitert werden, um auch größere planktische Arten zu erfassen (Bsp. *Mnemiopsis leidyi*).

Für die Niedersächsischen Küstengewässer konnte der Erstnachweis der gebietsfremden Bryozoen *Smittoidea prolifica* und möglicherweise *Arachnidium cf. lacourti* sowie der für das Emsästuar gebietsfremden Schwarzmund-Grundel *Neogobius melanostomus* erbracht werden. Zudem zeigt die Praxis in diesen Häfen, dass eine Beprobung des Subtidals von Land aus, so wie im RA vorgesehen, auf Grund der hohen Kaimauern nicht möglich ist. Eine **Beprobung mit Tauchern (K3/K5/KB) und Boot/Schiff** ist hier zwingend erforderlich, auch hinsichtlich der Sedimentbeprobung (S 50).

2. Das HELCOM/OSPAR Protokoll beinhaltet außerdem eine **Beprobung des Weichbodens**. Aus dem Weichboden konnten insgesamt 71 heimische Arten und 15 Neobiota bestimmt werden. Eine Beprobung dieses Habitats sollte also für zukünftige Monitoring Programme obligatorisch sein: die höchste Anzahl an Neobiota am Standort Wilhelmshaven-Binnenhafen trat an der **Station S 50** auf.

3. Die **Austerriffe** Nordland, Dornumer Nacken, Hoher Weg und östl. Hoher Knechtsand stellen mit bis zu 56 Arten Biodiversitäts-, 'Hot spots' dar, wovon bis zu 14 Arten Neobiota sind. Diese natürlichen Standorte weisen demnach gleich viel Neobiotaarten auf wie die Häfen nach RA und sollten daher auch bei zukünftigen Monitoring Programmen berücksichtigt werden. Zudem wird empfohlen, die **Fahwassertonnen der Außenästuare** Ems, Jade und Weser weiterhin zu beproben, da sie als einziges Habitat

dauerhaft hohe Strömungsenergie, Submergenz und Durchlichtung aufweisen und zudem in den Hauptschiffahrtstraßen liegen.

4. Das RA Protokoll sollte durch **weitere Kratz- und Sedimentproben** ergänzt werden, die dann im Labor bestimmt werden können. Dieser Aufwand führte zu wesentlich höheren Arten- und Neobiotazahlen, gerade bei kleineren Arten und filamentösen Algen. Zudem sind einige Tier- und Pflanzengattungen morphologisch nicht sicher auf Artniveau zu bestimmen. Hierfür sind eine **Lebendhälterung** oder auch **genetische Analysen** erforderlich.

5. Da die Taxonomie bestimmter Organismengruppen eine spezielle Expertise erfordert, unterstützen wir die Forderung nach dem Aufbau eines **taxonomischen Netzwerks** (Lackschewitz et al. 2011), um im Zweifelsfall für bestimmte Tier- und Pflanzengruppen (z.B. Cnidaria, Porifera, Tunicata, Bryozoa) eine abschließende taxonomische Bestimmung durchführen zu können. Eine **exzellente taxonomische Expertise** vor Ort ist unerlässlich. Auch wenn diese Fachkräfte an Niedersächsischen Instituten zurzeit noch vorhanden sind, erfordert die Bestimmung gerade gebietsfremder Arten eine kontinuierliche **Förderung des taxonomisch arbeitenden wissenschaftlichen Personals**.

6. Das Neobiota-Monitoring für Häfen, Austernriffe und Fahrwassertonnen ist **jährlich in dem bestehenden Umfang** durchzuführen. Der Erstfund von *Smittoidea prolifica* (und möglicherweise *Arachnidium cf. lacourti*) nur 2 Jahre nach Inbetriebnahme des Jade-Weser Ports zeigt die Notwendigkeit, die potentiellen Bioinvasions-, 'Hot-spots' kontinuierlich zu monitoren. Das Beispiel Nordland zeigt zudem, dass gebietsfremde 'ecosystem engineering species' neue Habitattypen (hier Austernriff) schaffen, die eine hohe Attraktivität für weitere gebietsfremde Arten (z.B. *Hemigrapsus*, *Sargassum*) aufweisen. Mit der **Beprobung der Häfen (H/O und RA) und der Austernriffe (RA)** konnten zwar nur 224 von 273 Arten nachgewiesen werden, davon bis auf *Spartina anglica* jedoch sämtliche Neobiota (36 von 37 Arten). Eine ausreichende **räumliche Abdeckung** der jeweiligen Standorte (**4 Häfen, 4 Austernriffe**) entlang der niedersächsischen Küste ist erforderlich: *Neogobius melanostomus* konnte erstmals für das Emsästuar nachgewiesen werden, *Smittoidea prolifica* für den Jade-Weser Port und Wilhelmshaven Marinehafen. Am Containerterminal Bremerhaven wurde der Einzelnachweis für *Hemigrapsus penicillatus* in 1993 geführt (Gollasch 1998), seit 2007 ist

diese Art im niedersächsischen Wattenmeer dauerhaft etabliert (Markert et al. 2014). Um eine **Vergleichbarkeit mit anderen Studien** zu gewährleisten wird empfohlen, das HELCOM/OSPAR Protokoll nicht methodisch zu verschlanken.

Danksagung

Die Beprobung der Häfen und der Fahrwassertonnen war nur möglich durch die engagierte Unterstützung folgender Behörden und Institutionen:

Jade Weser Port Realisierungs GmbH & Co. KG

EUROGATE GmbH & Co. KGaA, KG

Hansestadt Bremisches Hafenamts

Bremenports GmbH & Co. KG

Niedersachsen Ports GmbH & Co. KG

Marinestützpunktkommando Wilhelmshaven

Marinekommando Rostock

Wasserschiffahrtsamt Emden

Großzügige taxonomische Expertise lieferten Ralph Kuhlenkamp, Gesche Bock, Florian Weinberger, Kei Matsuyama, Sabine Holst und Andreas Dänhardt.

Literatur

Anonymus. 1996. Stuttgarter Thesen zur Neozoen-Problematik.

Brunken H, Castro JF, Hein M, Verwold A, Winkler M. 2012. Erstnachweis der Schwarzmund-Grundel *Neogobius melanostomus* (Pallas, 1814) in der Weser. *Lauterbornia* 75:31-37.

Buschbaum C, Lackschewitz D, Reise K. 2012. Nonnative macrobenthos in the Wadden Sea ecosystem. *Ocean & Coastal Management* 68:89-101.

Clarke KR, Gorley RN. 2001. PRIMER v5: User manual/tutorial. PRIMER-E, Plymouth, UK, 91pp.

D'Hondt JL, Faasse MA. 2006. A new *Arachnidium* species, *Arachnidium lacourti* spec. Nov. (Bryozoa: Ctenostomona), from the coast of the Netherlands. *Zoologische Mededelingen (Leiden)* 80-1.

Faasse M, van Moorsel G, Tempelman D. 2013. Moss Animals of the Dutch Part of the North Sea and Coastal Waters of the Netherlands (Bryozoa). *Nederlandse Faunistische Mededelingen* 41:1-14.

Fritts TH, Rodda GH. 1998. The role of introduced species in the degradation of island ecosystems: A case history of Guam. *Annual Review of Ecology and Systematics* 29:113-140.

Gittenberger A, Rensing M, Stegenga H, Hoeksma B. 2010. Native and non-native species of hard substrata in the Dutch Wadden Sea. *Nederlandse Faunistische Mededelingen* 33:21-75.

Gollasch S. 1998. The Asian decapod *Hemigrapsus penicillatus* (de Haan, 1835) (Grapsidae, Decapoda) introduced in European waters: status quo and future perspective. *Helgolander Meeresuntersuchungen* 52:359-366.

HELCOM/OSPAR. 2013. Joint HELCOM/OSPAR Guidelines for the Contracting Parties of OSPAR and HELCOM on the granting of exemptions under International Convention for the Control and Management of Ships' Ballast Water and Sediments, Regulation A-4 (OSPAR Agreement 2013-09).45pp.

Lackschewitz D, Reise K, Buschbaum C. 2011. Schnellerfassung von Neobiota in Deutschen Küstengewässern. Report no.

Leppäkoski E, Gollasch S, Olenin S. 2002. Invasive Aquatic Species of Europe. Distribution, Impacts and Management. Kluwer Academic Publishers.

Lockwood JL. 2004. How do biological invasions alter diversity patterns? A biogeographic perspective. Pages 271-310 in Lomolino MV, Heaney LR, eds. Frontiers of Biogeography. Sunderland, MA: Sinauer Associates.

Markert A, Raupach MJ, Segelken-Voigt A, Wehrmann A. 2014. Molecular identification and morphological characteristics of native and invasive Asian brush-clawed crabs (Crustacea: Brachyura) from Japanese and German coasts: *Hemigrapsus penicillatus* (De Haan, 1835) versus *Hemigrapsus takanoi* Asakura & Watanabe 2005. *Organisms Diversity & Evolution* 14:369-382.

Nehring S, Leuchs H. 1999. Neozoa (Makrozoobenthos) an der deutschen Nordseeküste - Eine Übersicht. Bericht BfG-1200.

Simberloff D. 2009. We can eliminate invasions or live with them. Successful management projects. *Biological Invasions* 11:149-157.