



## **Untersuchung der Tiefen Rinne bei Helgoland und der circalitoralen Schlickgebiete im schleswig-holsteinischen Küstenmeer – TRENCH**

Projektförderung: Landesamt für Umwelt Schleswig-Holstein

LfU-AZ: 0608.452217

### **Abschlussbericht 2025**

Autoren:

Lars Gutow, Jan Beermann – Alfred-Wegener-Institut Helmholtz-Zentrum für Polar- und Meeresforschung, Bremerhaven

Christian Howe, Philipp Schubert, Florian Huber, Ulrich Kunz – submaris, Kiel

Ralph Kuhlenkamp, Britta Kind – Phycomarin, Hamburg

Christian Lieberum, Michael Sswat – Phycomarin, Kiel

## Inhaltsverzeichnis

Abbildungs- und Tabellenverzeichnis	3
Zusammenfassung	6
1. Einleitung	7
2. Material und Methoden	9
2.1 Tiefe Rinne	9
<i>Makrofauna und Sedimente</i>	9
<i>Meeresbodenhabitate und Mega-Epifauna</i>	11
<i>Hydrographie</i>	13
<i>Analyse</i>	13
2.2 Helgoländer Schlickgebiet	15
<i>Makroinfauna und Sedimente</i>	15
<i>Analyse</i>	16
3. Ergebnisse	17
3.1 Tiefe Rinne	17
<i>Abiotische Strukturierung</i>	17
<i>Makrofauna</i>	22
<i>Meeresbodenhabitate und Mega-Epifauna</i>	25
<i>Hydrographie</i>	34
3.2 Helgoländer Schlickgebiet	36
<i>Makroinfauna und Sedimente</i>	36
<i>Vergleich mit früheren Studien</i>	43
4. Diskussion	46
4.1 Tiefe Rinne	46
4.2 Helgoländer Schlickgebiet	56
4.3 Fazit und Empfehlungen	60
Literatur	62
Anhang	66

## Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

### Abbildungen

Abbildung 1 (S. 9): Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne südlich von Helgoland: Verteilung der Stationen zur Beprobung der Tiefen Rinne mit dem Sedimentgreifer und zur Erstellung von ROV-Videos (durch Sterne gekennzeichnet). Die Greiferstationen wurden auf Expeditionen der Forschungsschiffe Uthörn (Juni 2023; gelbe Symbole) und Heincke (November 2023; hellblaue Symbole) beprobt.

Abbildung 2 (S. 15): Verteilung der Stationen zur Beprobung der Infauna mit dem Sedimentgreifer im Helgoländer Schlickgebiet. Die verschiedenen Blautöne markieren unterschiedliche benthische Schlickbiotope: hellblau = circalitorale Schlickböden, dunkelblau: küstenferne circalitorale Schlickböden (broad habitat types gemäß EU SeaMap 2021). Weitere benthische Biotoptypen sind in anderen Farben markiert.

Abbildung 3 (S. 17): Ergebnis der Clusteranalyse zur Identifizierung von Umweltclustern der Tiefen Rinne anhand sedimentologischer Variablen und der Wassertiefe. Als Ähnlichkeitsmaß wurde die euklidische Distanz verwendet. Cluster, die anhand der SIMPROF-Analyse unterschieden wurden, sind im Dendrogramm durch schwarze Verbindungen separiert.

Abbildung 4 (S. 18): Ergebnis der Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) zur strukturellen Abgrenzung der Umweltcluster, die anhand sedimentologischer Variablen und der Wassertiefe identifiziert wurden.

Abbildung 5 (S. 19): Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne: Verteilung der Umweltcluster am Meeresboden der Tiefen Rinne, die anhand von sedimentologischer Variablen und Wassertiefe identifiziert wurden.

Abbildung 6 (S. 21): Univariate Umweltvariablen der fünf Hauptcluster der Tiefen Rinne: (A) Korngrößenmedian, (B) Schlickgehalt, (C) Sedimentsortierung, (D) organischer Gehalt, (E) Gewicht der Schillfraktion <20 mm, (F) Gewicht der Schillfraktion >20 mm und (G) Wassertiefe. Die Buchstaben geben die Ergebnisse der paarweisen Vergleiche (Posthoc-Test) wider. Gruppen, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander.

Abbildung 7 (S. 22): Taxonomische Zusammensetzung der Epifauna auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) am Meeresboden der Tiefen Rinne. Für jede Großgruppe ist die Anzahl der Arten angegeben.

Abbildung 8 (S. 23): Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne: (A) Dichte der Besiedlungssubstrate (Muschelschill und Kiesel >20 mm) und (B) Anzahl der Taxa der Epifauna auf den Substraten am Meeresboden der Tiefen Rinne. Stationen ohne Besiedlungssubstrate sind weiß markiert. Stationen mit Epifauna-gemeinschaften mit abweichender Struktur (siehe Text oben) sind in (B) benannt.

Abbildung 9 (S. 23): Anzahl der Taxa der Epifauna auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) als Funktion der Dichte der Substrate am Meeresboden der Tiefen Rinne.

Abbildung 10 (S. 24): nMDS-Plot zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeit der Epifaunagemeinschaften auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) auf den Stationen in der Tiefen Rinne.

Abbildung 11 (S. 26): Principle Coordinates Analysis (PCO) basierend auf der euklidischen Distanz als Ähnlichkeitsmaß zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeiten der benthischen Habitate der Tiefen Rinne. Die Verteilung (% Bedeckung) von Habitatstrukturen wurde anhand von Standbildern der ROV-Videos ermittelt. Die gestrichelten Linien umfassen die resultierenden Habitatcluster, von denen die Cluster „Sand“ und „Schlick“ auf der Basis von Beobachtungen bei der Bearbeitung der Bilder farblich zusätzlich unterschieden wurden (s. Text).

Abbildung 12 (S. 28): Verteilung (% Bedeckung) der Habitatstrukturen (links) in den vier benthischen Habitatclustern (A) Schill, (B) große Schalen, (C) Sand und (D) Schlick der Tiefen Rinne und entsprechende Darstellungen aus Standbildern aus ROV-Videos (rechts).

Abbildung 13 (S. 29): Ergebnis der Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) zur strukturellen Abgrenzung der benthischen Habitatcluster der Tiefen Rinne, die anhand von ROV-Videos identifiziert wurden.

Abbildung 14 (S. 31): Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne: Verteilung der vier Habitatcluster (Sand, Schlick, Schill, große Schalen) am Meeresboden der Tiefen Rinne, die mit Hilfe von ROV-Videos identifiziert wurden.

Abbildung 15 (S. 32): Verhältnis von der Bedeckung des Meeresbodens der Tiefen Rinne mit Schill zu Gewicht des Schills für alle Stationen (durchgezogene Regressionslinie) und nur für die Stationen der Cluster „Schill“ und „große Schalen“ (gestrichelte Regressionslinie). Die Bedeckung wurde anhand von ROV-Videos entlang von Transekten ermittelt, während das Gewicht des Schills auf den Stationen anhand der Siebfraktion >4 mm des Sediments aus den van Veen-Greifern bestimmt wurde. Die Stationen sind den jeweiligen Habitatclustern zugeordnet. Nicht für alle Videostationen lagen Schillgewichte aus Greiferproben vor. Aus dem Sand-Cluster wurden zwei Stationen nicht berücksichtigt, da die Siebfraktion >4 mm überwiegend aus Kiesel und Steinen bestand.

Abbildung 16 (S. 35): Tiefenprofile der Wassertemperatur auf zwei Stationen in der Tiefen Rinne (links: Elbe I; rechts: P8I) für die Monate Mai bis September der Jahre 2012 bis 2023. Pro Monat wurde ein CTD-Profil aufgenommen.

Abbildung 17 (S. 36): (A) Ergebnis der Clusteranalyse zur Identifizierung von Infaunaclustern des Helgoländer Schlickgebiets basierend auf der Bray-Curtis-Ähnlichkeit. Die zwei Hauptcluster sind farblich markiert. (B) Ergebnis der Principle Coordinates Analysis (PCO) basierend auf der Bray-Curtis-Ähnlichkeit zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeiten der Infaunagemeinschaften des Helgoländer Schlickgebiets. Die zwei anhand der Clusteranalyse identifizierten Hauptcluster sind farblich unterschieden.

Abbildung 18 (S. 37): Verteilung der zwei Infaunacluster über das Helgoländer Schlickgebiet. Die verschiedenen Blautöne markieren unterschiedliche benthische Schlickbiotop: hellblau = circalitorale Schlickböden, dunkelblau: küstenferne circalitorale Schlickböden (broad habitat types gemäß EU SeaMap 2021).

Abbildung 19 (S. 38): Ergebnis des distanzbasierten linearen Modells zur Identifizierung der Umweltvariablen, die für die Variationen in den Infaunagemeinschaften des Helgoländer Schlickgebiets verantwortlich sind.

Abbildung 20 (S. 41): Univariate Gemeinschaftsdeskriptoren der beiden Infaunacuster des Helgoländer Schlickgebiets: (A) Gesamtabundanz, (B) Artenzahl, (C) Äquität, (D) Shannon-Wiener-Diversität, (E) Margalef-Diversität und (F) Gesamtbiomasse. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit \* gekennzeichnet.

Abbildung 21 (S. 42): Arten-Arealkurven für die Infaunacuster West (n = 29) und Ost (n = 21) sowie für die Gesamtheit aller Proben (n = 50) aus dem gesamten Schlickgebiet. 999 Permutationen; Fehlerbalken = Standardabweichung

Abbildung 22 (S. 43): Umweltparameter auf den Stationen des westlichen (n = 29) und des östlichen (n = 21) Infaunacusters des Helgoländer Schlickgebiets: (A) Korngrößenmedian, (B) Schlickgehalt, (C) Sedimentsortierung und (D) organischer Gehalt des Sediments sowie (E) Wassertiefe. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit \* gekennzeichnet.

Abbildung 23 (S. 44): Artenarealkurve (schwarze Kurve – für Details siehe Abb. 17) für die Infauna des gesamten Schlickgebiets südlich von Helgoland (diese Studie) und die Anzahl der Infaunaarten als Funktion der Anzahl der Proben/Stationen früherer Studien.

Abbildung 24 (S. 45): Prozentuale Verteilung der Arten auf taxonomische Großgruppen in unterschiedlichen Untersuchungen der Infauna im Schlickgebiet südlich von Helgoland.

Abbildung 25 (S. 47): Schillgrund im FFH-Schutzgebiet Sylter Außenriff (Quelle: Gutow et al. 2022).

## Tabellen

Tabelle 1 (S. 25): Ergebnis der SIMPER-Analyse zur Identifizierung der Taxa, die maßgeblich (kumulativer Beitrag von mind. 50 %) zu den strukturellen Unterschieden in den Epifaunagemeinschaften auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) auf den Stationen in der Tiefen Rinne beitrugen

Tabelle 2 (S. 33): Stetigkeiten des Auftretens (%) der Mega-Epifaunataxa in den vier Habitatclustern (Sand, Schlick, Schill, große Schalen) der Tiefen Rinne, die anhand der ROV-Videos identifiziert wurden. Stetigkeiten >50 % sind fett hervorgehoben. Die Zahlen in Klammern geben die Zahl der Videos an, die in jedem Cluster jeweils zur Ermittlung der Stetigkeit zur Verfügung standen. Für jedes Cluster sind Anzahl der Taxa, Shannon-Wiener-Diversität und Pielou's Äquität angegeben.

Tabelle 3 (S. 39): Übersicht über die taxonomische Zusammensetzung der beiden Infaunacuster des Helgoländer Schlickgebiets. Aufgeführt sind Arten mit einer Stetigkeit im Auftreten >50 % mit durchschnittlichen ( $\pm$  Standardabweichung) Abundanzen. Af = Charakterart der *Amphiura filiformis*-Assoziation; Nn = Charakterart der *Nucula nitidosa*-Assoziation (Finck et al. 2017).

Tabelle A I (S. 66): Artenspektrum der benthischen Makrofauna der Tiefen Rinne in drei Studien

Tabelle A II (S. 71): Artenspektrum der Makroinfauna des Helgoländer Schlickgebiets in unterschiedlichen Studien seit 1965

## **Zusammenfassung**

Das Ziel dieses vom Landesamt für Umwelt Schleswig-Holstein geförderten Projektes war die Untersuchung der benthischen Gemeinschaften und Habitate der Tiefen Rinne bei Helgoland und des ausgedehnten Schlickgebiets südlich der Insel. Zur Untersuchung der Tiefen Rinne wurden unterschiedliche Methoden kombiniert, um den Lebensraum und die assoziierte Fauna ganzheitlich zu erfassen. ROV-gestützte Unterwasservideos haben die strukturelle Vielfalt der Habitate des Meeresbodens der Tiefen Rinne aufgezeigt. Vor allem die mit Muschelschill und den großen Schalen verstorbener Austern bedeckten Bereiche der zentralen Tiefen Rinne zeichnen dieses Gebiet als einen einzigartigen Lebensraum in der südöstlichen Nordsee aus. Dabei ist die Dichte des Muschelschills bedeutend für die Artenvielfalt der darauf lebenden, sessilen Epifauna. Ein heterogenes Verteilungsmuster unterschiedlicher Sedimente, die mit Hilfe von Sedimentgreifern erfasst wurden, bestätigen die Komplexität des benthischen Lebensraumes der Tiefen Rinne.

Die Infauna des Schlickgebiets südlich von Helgoland zeigte ebenfalls eine deutliche räumliche Strukturierung, wobei das dominante Verteilungsmuster der benthischen Gemeinschaften primär durch einen Gradienten in der Wassertiefe bestimmt wurde. Hierbei wurde die 30 m-Tiefenlinie als kritische Wassertiefe für die strukturelle Unterscheidung der Gemeinschaften identifiziert. Die Infauna des Helgoländer Schlickgebiets wies eine beachtliche Artenvielfalt und hohe Abundanzen auf. Anhand des gewählten Probenumfangs wurde das gesamte Artenspektrum des Gebiets nur unvollständig abgebildet, so dass weitere Untersuchungen erforderlich sein werden, die auch die zeitlichen Variationen der Infauna in diesem Gebiet abbilden.

Tiefe Rinne und Helgoländer Schlickgebiet bieten Lebensraum für gefährdete Arten wie dem europäischen Hummer und der Islandmuschel. Dieser Umstand, die hohe Artenvielfalt, die strukturelle Komplexität und schließlich die funktionelle Bedeutung (z.B. Kohlenstoffspeicherung in Schlick) rechtfertigen eine besondere Berücksichtigung beider Gebiete in zukünftigen Programmen zur Beobachtung und zum Schutz der marinen Umwelt der deutschen Küstengewässer der Nordsee. Dabei können die Erkenntnisse aus diesem Projekt als Grundlage für die Entwicklung zukünftiger Monitoringprogramme dienen.

## 1 Einleitung

Das Landesamt für Umwelt Schleswig-Holstein betreibt ein umfangreiches Programm zur Beobachtung und Bewertung der Meeresumwelt der Felseninsel Helgoland in der Deutschen Bucht. Dieses Programm berücksichtigt verschiedene eu- und sublitorale Bestände der marinen Flora und Fauna im unmittelbaren Bereich des Helgoländer Felssockels und in nahegelegenen Habitaten, wie z.B. dem Steingrund nordöstlich der Insel. Das Ziel dieses Programms ist die Dokumentation und Bewertung des Umweltzustandes des Meeresgebiets gemäß europäischer Umweltgesetzgebung, wie der EU Wasserrahmenrichtlinie und der EU Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie.

### *Die Tiefe Rinne*

Ein Aspekt des behördlichen Monitorings ist die Erfassung zeitlicher Variationen in der Zusammensetzung der mit den Schalen verstorbener Mollusken assoziierten Fauna in der Tiefen Rinne bei Helgoland. Die Tiefe Rinne ist eine Senke des Meeresbodens rund 2,5 km südlich von Helgoland. Sie hat eine Länge von rund 7 km und eine Breite von 2-3 km. An ihrer tiefsten Stelle weist die Tiefe Rinne eine Wassertiefe von rund 60 m auf, womit sie die tiefste Stelle der südöstlichen Nordsee darstellt. Im zentralen Bereich der Tiefen Rinne ist der Meeresboden mit einer Schicht aus Schalen verstorbener Mollusken bedeckt, der zu einem bedeutenden Anteil aus den Schalen der europäischen Auster *Ostrea edulis* besteht, die bis in das 20. Jahrhundert hinein die Tiefe Rinne und andere Habitats bei Helgoland besiedelte, bevor die Art in der südöstlichen Nordsee funktionell ausstarb. Der Muschelschill bietet ein reich strukturiertes Siedlungssubstrat für zahlreiche Arten der Epifauna, die im Rahmen des Programms zur Beobachtung der Meeresumwelt jährlich beprobt, dokumentiert und für die Bewertung des Umweltzustandes analysiert wird.

In den 30er Jahren des 20. Jahrhunderts erfolgte durch Caspers (1939) mit Hilfe von Sedimentgreifern eine umfangreiche Aufnahme der benthischen Gemeinschaften der Tiefen Rinne. Diese Untersuchung zeigte den Artenreichtum der Rinne auf mit Arten, die in der südöstlichen Nordsee ausschließlich dort vorkommen. Dieses isolierte Vorkommen wurde auf die besonderen hydrographischen Bedingungen der Tiefen Rinne zurückgeführt. Angesichts der Tiefe der Rinne wurde von weniger extremen Temperaturen und konstanteren Bedingungen ausgegangen. Ferner wurde die Ausbildung von „Linsen“ atlantischen Wassers im Zentrum der Tiefen Rinne beschrieben, in dem Larven regional untypischer Arten überleben können. Schließlich wurden in der Untersuchung benthische Arten angetroffen, die in der Deutschen Bucht heute als nahezu ausgestorben gelten, wie beispielsweise der riffbildende Polychaet *Sabellaria spinulosa*. Abgesehen von dem Monitoring der mit dem Muschelschill assoziierten Epifauna (Kuhlenkamp & Kind 2024) liegen keine aktuellen Informationen zu den benthischen Habitaten der Tiefen Rinne und der darin vorkommenden Fauna vor. Nur sporadisch wurden über die vergangenen Jahrzehnte spezifische Aspekte der Fauna untersucht (Franke & Gutow 2004).

Seit der Untersuchung von Caspers (1939) haben sich die Umweltbedingungen der Nordsee deutlich verändert. Der fortschreitende Klimawandel hat zu einer Erhöhung der Oberflächentemperaturen um 1,1 °C über einen Zeitraum von rund 50 Jahren geführt, die mit einer Veränderung der Planktongemeinschaften einhergeht (Wiltshire & Manly 2004). Ferner wurden in der Folge des zweiten Weltkrieges militärische Kampfmittel in der Tiefen Rinne entsorgt. Wichtige Faunenelemente der Tiefen Rinne gelten als regional ausgestorben. Ein umfassender Überblick über die derzeitige Strukturierung des Meeresbodens der Tiefen Rinne und ihrer Faunengemeinschaften existiert nicht. Dieser soll mit der vorliegenden Untersuchung geschaffen werden. Dabei sollen mehrere Methoden zum Einsatz kommen, um ein möglichst umfassendes Bild der Tiefen Rinne zu erstellen. So sollen beispielsweise bildgebende Methoden eingesetzt werden, um die Habitate des Meeresbodens der Tiefen Rinne erstmals sichtbar zu machen.

### *Das Helgoländer Schlickgebiet*

Südlich von Helgoland schließt sich ein ausgedehntes Schlickgebiet an, das sich von den Außenbereichen des schleswig-holsteinischen Wattenmeeres im Osten bis jenseits der Grenze zur deutschen ausschließlichen Wirtschaftszone im Westen erstreckt. Dieses Gebiet liegt vor den Mündungen der Flüsse Elbe und Weser. Das Schlickgebiet ist ein bedeutendes Zentrum für die Ablagerung feinst suspendierter, organischer und anorganischer Partikel marinen und terrestrischen Ursprungs (Hebbeln et al. 2003). Das Helgoländer Schlickgebiet erstreckt sich über eine Fläche von rund 500 km<sup>2</sup> und weist eine Wassertiefe von durchschnittlich 20 m (Spanne: 13 - 46 m) auf (Figge 1981). Neben intensivem Schiffsverkehr wird das Gebiet lokal für die Verklappung von Schlick aus dem Hamburger Hafen genutzt, die sich auf die funktionale Diversität mikrobieller Gemeinschaften des Sediments auswirkt (Störmer et al. 2013). Ferner findet in Teilen des Gebiets intensive grundberührende Schleppnetzfischerei statt (Müller et al. 2025). Schlickige Sedimente werden als bedeutende Senke organischen Kohlenstoffs eingestuft (Wei et al. 2025), wodurch ihnen eine wichtige Funktion im Sinne des natürlichen Klimaschutzes zukäme.

Rachor (1980) beschrieb die spezifische Bodenfauna des Helgoländer Schlickgebiets und stufte diese als äußerst sensibel gegenüber Umweltveränderungen ein. Entsprechend wurde von Rachor (1977) in den 1970er Jahren eine Verarmung der Fauna des Schlickgebiets beobachtet. Diese wurde auf die Folgen anoxischer Bedingungen und die damit einhergehende Anreicherung des bodennahen Wassers mit Schwefelwasserstoff als Folge von Eutrophierung der Küstengewässer der Nordsee zurückgeführt. Aktuelle Informationen zu den benthischen Gemeinschaften des Helgoländer Schlickgebiets und seiner räumlichen Strukturierung liegen nicht vor. Im Rahmen der vorliegenden Studie soll die Makroinfauna auf einem über das gesamte Helgoländer Schlickgebiet verteilten Stationsnetz untersucht werden. Damit soll die räumliche Strukturierung des Gebiets aufgezeigt und die benthischen Gemeinschaften charakterisiert werden. Diese Studie soll die Grundlage für die Entwicklung eines zukünftigen Umweltmonitorings schaffen.



## 2 Material und Methoden

### 2.1 Tiefe Rinne

#### *Makrofauna und Sedimente*

Die Makroinfauna des Meeresbodens der Tiefe Rinne bei Helgoland wurde auf zwei Expeditionen beprobt. Die erste Expedition erfolgte im Juni 2023 mit dem Forschungsschiff Uthörn des Alfred-Wegener-Instituts. Auf dieser Expedition wurden insgesamt 24 Stationen beprobt, die sich überwiegend im westlichen Bereich der Tiefen Rinne befanden (Abb. 1). Sechszwanzig weitere Stationen wurden während der Expedition HE 632 des Forschungsschiffs Heincke im November 2023 beprobt (Abb. 1). Insgesamt wurde die Makrofauna der Tiefen Rinne somit auf 50 Stationen beprobt. Die Stationen im Gebiet der Tiefen Rinne wurden so gewählt, dass sie möglichst mit Stationen vorangegangener (Caspers 1939, Berberich 1989) und aktueller Untersuchungen zusammenfallen (Beermann et al. 2010, Kühlenkamp & Kind 2024). Ferner wurden die Stationen so positioniert, dass sie das Gebiet der Tiefen Rinne repräsentativ abdecken. An jeder Station wurde die Wassertiefe bei der Beprobung durch das bordeigene Echolot des Forschungsschiffs erfasst.

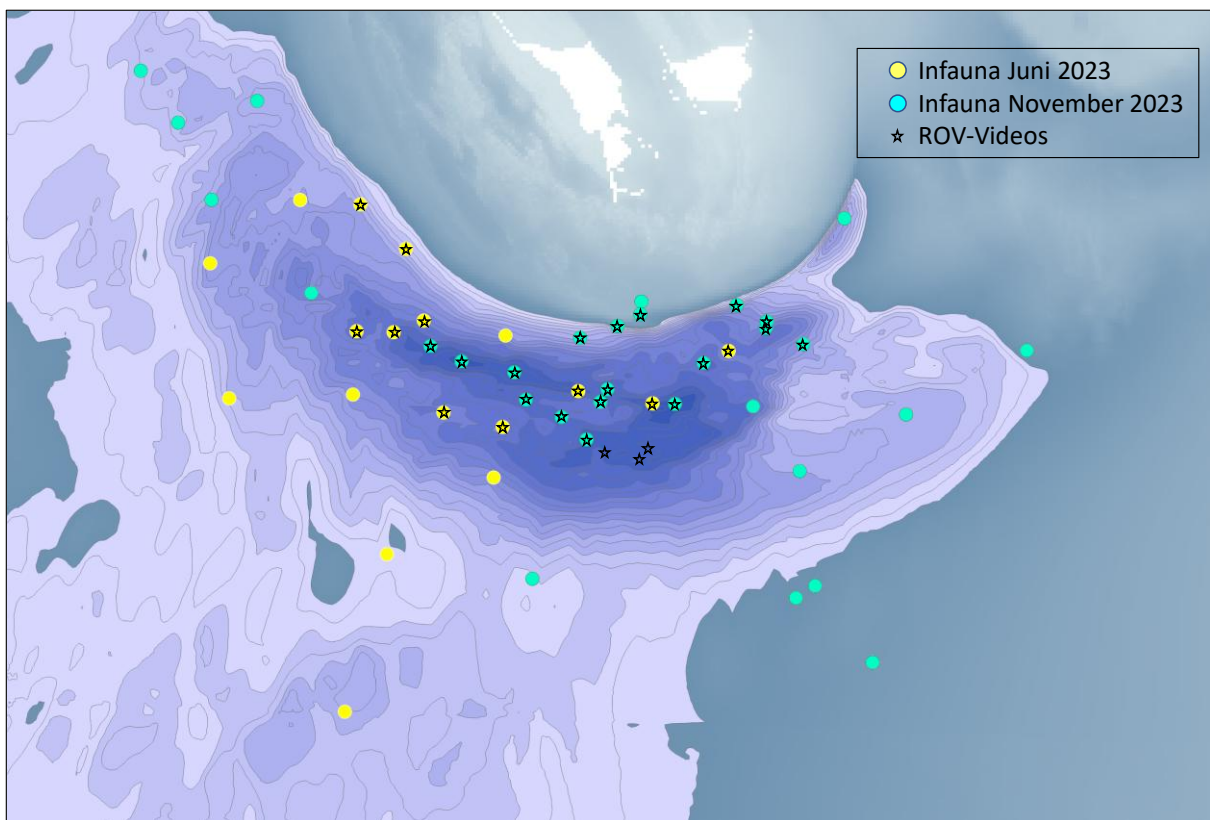


Abb. 1: Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne südlich von Helgoland: Verteilung der Stationen zur Beprobung der Tiefen Rinne mit dem Sedimentgreifer und zur Erstellung von ROV-Videos (durch Sterne gekennzeichnet). Die Greiferstationen wurden auf Expeditionen der Forschungsschiffe Uthörn (Juni 2023; gelbe Symbole) und Heincke (November 2023; hellblaue Symbole) beprobt.

Die Proben wurden mit einem van Veen-Greifer mit einer Probefläche von  $0,1 \text{ m}^2$  genommen. Es wurden nur Proben mit einer Eindringtiefe des Greifers in das Sediment von mindestens

10 cm akzeptiert. Auf jeder Station wurden zwei Greiferproben genommen. Die erste Probe diente der Charakterisierung des Sediments. Hierfür wurde mit einem Stechrohr (Durchmesser: 4,5 cm; Eindringtiefe: 6,0 cm) eine Unterprobe des ungestörten Oberflächensediments genommen, die bis zur späteren Bearbeitung bei einer Temperatur von -20 °C eingefroren wurde. Vierzig Gramm der Unterprobe wurden zunächst getrocknet, gewogen und anschließend für fünf Stunden bei 500 °C verglüht. Der organische Gehalt (% des Trockengewichts) des Sediments wurde als Gewichtsverlust durch Verglühen ermittelt. Das verbliebene Sediment der Unterprobe wurde getrocknet, gewogen und in einer Siebkaskade fraktioniert, um die Korngrößenverteilung zu ermitteln (Wentworth, 1922).

Die zweite Greiferprobe diente der Erfassung der benthischen Makrofauna. Die Probe wurde zunächst aus dem van Veen-Greifer in eine Balje überführt. Große Muschelschalen wurden von Hand aus der Probe entnommen, über einem Sieb mit einer Maschenweite von 1000 µm abgespült, um die vagile Fauna aufzufangen, und in einem Eimer mit Seewasser gelagert. Das Sediment wurde anschließend in kleineren Portionen dekantiert und die Organismen ebenfalls in einem 1000 µm-Sieb aufgefangen. Nach dem Dekantieren wurde das Sediment optisch nach Organismen durchsucht, die beim Vorgang des Dekantierens nicht suspendiert wurden. Diese sowie die in dem Sieb aufgefangenen Organismen wurden in Natriumtetraborat-gepufferter 4 % Formalin-Seewasserlösung fixiert.

Das Sediment wurde nach dem Dekantieren gemeinsam mit den zuvor isolierten Muschelschalen durch ein Sieb mit einer Maschenweite von 4 mm gesiebt. Die darin zurückgehaltenen Schalen und Kiesel wurden anschließend noch einmal mit Hilfe eines 2 cm-Siebes fraktioniert und beide Fraktionen getrennt in gepufferter 4 % Formalin-Seewasserlösung fixiert. Laut persönlicher Mitteilung durch R. Kuhlenkamp sind kleine Schalenfragmente nahezu frei von Epifauna. Entsprechend wurde die Epifauna nur für die Fraktion >2 cm analysiert.

Eine Quantifizierung der Epifauna nach Abundanz oder Biomasse, wie sie gewöhnlich für die mobile Infauna erfolgt, ist für koloniale und/oder krustenbildende Epifauna nicht möglich. Daher wurde als ein quantitatives Maß für die Epifauna die Stetigkeit der Taxa bezogen auf die Anzahl der Besiedlungssubstrate (Schalen und Kiesel) ermittelt. Es wurde also für jede Epifaunaart der Anteil (%) der besiedelten Substrate ermittelt. Dabei wurden nur Proben mit mindestens fünf Schalen/Kieseln berücksichtigt, um extrem hohe prozentuale Variationen durch die Besiedlung bzw. die fehlende Besiedlung einzelner Schalen zu vermeiden. Für Proben mit weniger als fünf Substraten wurde die Epifauna als insgesamt nicht bedeutend eingestuft und entsprechend nur rein qualitativ (presence/absence) erfasst.

Alle Organismen der In- und Epifauna wurden im Labor mit der maximal möglichen taxonomischen Auflösung bestimmt. Die Taxonomie wurde gegen das World Register of Marine Species (WoRMS) abgeglichen. Die Infaunaarten wurden anhand ihrer Abundanz quantifiziert. Die Biomasse der Arten wurde nicht ermittelt, da zahlreiche Organismen durch die mechanische Beanspruchung während des Dekantierens stark fragmentierten. Das Auffinden aller Fragmente erwies sich als zu zeitaufwendig. Ferner war eine gesicherte taxonomische Zuordnung zahlreicher Fragmente nicht möglich.

## *Meeresbodenhabitate und Mega-Epifauna*

### *Erstellung der Unterwasservideos*

Die Habitate des Meeresbodens der Tiefen Rinne und die darauf siedelnde Mega-Epifauna wurden optisch erfasst. Hierzu wurden an 30 Stationen unter Einsatz eines ROVs (Remotely Operated Vehicle) Videos vom Meeresboden erstellt (Abb. 1). Von den 30 Videos wurden 27 auf Stationen aufgenommen, auf denen auch die Infauna beprobt wurde. Die Stationen wurden so gewählt, dass sie die gesamte Fläche der Tiefen Rinne in allen Tiefenbereichen möglichst repräsentativ abdecken. Zwei Videos wurden innerhalb des mit Munition belasteten Gebietes in der zentralen Tiefen Rinne aufgenommen, da bei nicht-invasiver, optischer Erfassung keine Gefahr von den Munitionsaltlasten am Meeresboden erwartet wurde.

Die Videos wurden im Zeitraum vom Juli-September 2023 erstellt. Die Einsätze fanden zur Tageszeit zwischen Sonnenaufgang und -untergang statt. Das ROV wurde vom Arbeitsboot *Mola mola* der Fa. Submaris aus eingesetzt. Auf jeder Station wurden ca. 3- bis 5-minütige Videos erstellt. Die Positionierung des Arbeitsbootes auf Station erfolgte über den bordeigenen Seekartenplotter (Hersteller: Garmin; Modell: GPSMAP 8410xsv). Es wurden die vorgegebenen Koordinaten mit einer maximalen Abweichung von drei Metern angefahren. Um ein Abdriften von der Station zu vermeiden, kam ein Trollingmotor (Hersteller: Garmin; Modell: Force Trolling Motor 57 Zoll) mit einer Schubkraft von 45 kg zum Einsatz. Der Trollingmotor ist mit einem hochempfindlichen GPS ausgestattet, wodurch über die gesamte Dauer des Einsatzes eine sehr gute dynamische Positionierung erreicht wurde.

Zur Erstellung der Videos kamen zwei ROVs zum Einsatz. Das Modell *M2 Pro Max* des Herstellers *Chasing* kam im Juli 2023 auf 22 Stationen zum Einsatz, das Modell *PIVOT ROV* des Herstellers *Deep Trecker* wurde im September 2023 auf acht Stationen eingesetzt. Zwischen den Arbeiten im Juli und September war aufgrund ungünstiger Witterungsbedingungen kein ROV-Einsatz möglich. Beide ROVs waren mit einer vorausblickenden Kamera ausgestattet.

Auf Station dauerte der Abstieg des ROVs zum Meeresgrund ca. 2-3 min. Bei kontinuierlicher Vorwärtsbewegung betrug die Geschwindigkeit über Grund ca. 1 km/h. Diese Schätzung beruht auf vorangegangenen Testfahrten über eine bekannte Strecke. Diese Geschwindigkeit erlaubt eine verlässliche Detektion von Organismen der Mega-Epifauna auf den Videoaufnahmen. Die Einsätze in dem gezeitenbeeinflussten Seegebiet wurden um das Stauwasser herum geplant und umfassten pro Einsatz drei bis vier Stunden. Auf den Transekten wurde das ROV meist gegen die vorherrschende Strömung bewegt und an die Geschwindigkeit der Gegenströmung angepasst. So entstanden langsame und stabile Kamerafahrten über den Meeresgrund. Die Höhe über dem Meeresgrund wurde so gering wie möglich gewählt, um eine maximale Detailqualität der Aufnahmen zu erzielen.

## *Auswertung der Unterwasservideos*

Zur Beschreibung der Meeresbodenhabitate der Tiefen Rinne wurden mit Hilfe der Software Agisoft Metashape © (Agisoft LLC, St. Petersburg, Russland) Standbilder aus den Unterwasservideos extrahiert. Die Videos wurden mit einer charakteristischen Frequenz an Standbildern erstellt, die den Dateiinformatoren jedes Videos entnommen wurde. Anhand dieser Frequenzangaben sollten Standbilder in Abständen von zwei Sekunden extrahiert werden. Es stellte sich jedoch heraus, dass die Kamera die Frequenz der Standbilder während der Aufnahme selbständig dynamisch variierte, so dass eine Extraktion in Abständen von konstant zwei Sekunden nicht möglich war. Daher konnten Standbilder anhand der angegebenen Bildfrequenz nur in Abständen von durchschnittlich zwei Sekunden extrahiert werden, wobei der tatsächliche Abstand unbekannt blieb.

Bilder mit unzureichender Auflösung, starker Verzerrung aufgrund schneller Kamerabewegung oder Beeinträchtigung der Sicht durch hohe Trübung des Wasserkörpers wurden von der Analyse ausgeschlossen. Ferner wurden stark überlappende Bilder aussortiert, die entstanden, wenn das ROV zur Detailerfassung nur langsam bewegt bzw. auf der Stelle gehalten wurde. Überlappungen führen bei der quantitativen Auswertung zu einer Überbewertung der in den Sequenzen überlappendender Bilder dargestellten Strukturen. Daher wurden alle Bilder einer Sequenz verworfen, auf denen Strukturen abgebildet waren, die bereits auf dem zuvor ausgewerteten Bild abgebildet waren. Pro Video wurden nach Abschluss dieses Ausleseprozesses 11-48 Standbilder ausgewertet. Insgesamt wurden 857 Standbilder ausgewertet.

Die Standbilder wurden mit Hilfe der frei verfügbaren Annotationssoftware PAPARA(ZZ)I (Marcon & Purser 2017) ausgewertet. Dabei wurde der Bedeckungsgrad zuvor definierter Habitatstrukturen ermittelt. Hierfür wurde auf dem jeweiligen Bild der auswertbare Bereich definiert, in dem Strukturen klar erkennbar waren. In diesen Bereich wurde eine ausgewählte Anzahl zufällig verteilter Punkte generiert. Die Anzahl der Punkte richtete sich nach der Größe des auszuwertenden Bildausschnitts. Auf einem vollständigen Bild wurden 100 Punkte verteilt, auf Ausschnitten entsprechend weniger bei ungefähr konstanter Punktdichte. Jedem Punkt wurde dann mit Hilfe der Software die jeweilige Habitatstruktur zugewiesen, auf der er lag. Der prozentuale Bedeckungsgrad einer Struktur entspricht dem Anteil der Punkte eines Bildes, die ihr zugewiesen wurden. Es wurden folgende Habitatstrukturen definiert:

- Sediment: Da Sand und Schlick anhand der Bilder nicht eindeutig voneinander getrennt werden konnten, wurde nicht zwischen unterschiedlichen Sedimentfraktionen unterschieden.
- Kiesel: kleine Kiesel mit Durchmessern von maximal nur wenigen Zentimetern, deren Durchmesser nicht exakt bestimmt, sondern im Vergleich zu umgebenden Strukturen abgeschätzt wurde
- Steine: etwa „faustgroße“ Kiesel, deren Durchmesser nicht exakt bestimmt, sondern im Vergleich zu umgebenden Strukturen abgeschätzt wurde
- Fels: große Steine, die sich deutlich über den Meeresboden erheben und meist von einer diversen Mega-Epifauna besiedelt sind
- Schill: Bruchstücke von Muschel- oder Schneckenschalen

- große Schalen: nahezu vollständig erhaltene, große Muschelschalen, meist von *Ostrea edulis* aber auch *Modiolus modiolus*
- Organismus: ein Organismus, der das eigentliche Substrat so deutlich bedeckt, dass dieses nicht erkennbar ist
- Makroalge: rote, grüne oder braune Makroalgen, die auf den Grund der Tiefen Rinne abgesunken sind

Aufgrund variierender Strömungsstärke konnten Schwankungen in der Geschwindigkeit des ROV über den Meeresboden nicht vermieden werden. Ferner wurde das ROV zur Detailerfassung vielfach angehalten, so dass ein Flächenbezug schließlich nicht möglich war, der für eine absolute Quantifizierung der Mega-Epifauna jedoch erforderlich gewesen wäre. Eine Quantifizierung der Mega-Epifauna anhand des Bedeckungsgrades auf Standbildern war aufgrund häufig unzureichender Bildqualität ebenfalls nicht möglich. Daher wurde die Mega-Epifauna der Tiefen Rinne zunächst rein qualitativ (presence) erfasst. Hierzu wurde jedes Video mindestens dreimal in voller Länge gesichtet. Für jede Station wurden die Taxa der Mega-Epifauna mit der höchstmöglichen taxonomischen Auflösung dokumentiert. Hydrozoen und aufrecht wachsende Bryozoen, mit Ausnahme der beiden Arten *Flustra foliacea* und *Alcyonidium diaphanum*, konnten detektiert jedoch nicht differenziert bzw. taxonomisch näher bestimmt werden. Sie wurden daher unter der Bezeichnung Hydrozoen/Bryozoen-Aufwuchs zusammengefasst (Michaelis et al. 2019).

### Hydrographie

CTD-Daten von zwei Stationen (Elbe I und P8I) im Gebiet der Tiefen Rinne wurden von Dr. Inga Kirstein (AWI-Meeresstation Helgoland) zur Verfügung gestellt. Die Daten wurden monatlich im Rahmen des Programms Helgoland Reede (Alfred-Wegener-Institut Helmholtz-Zentrum für Polar- und Meeresforschung 2023) über den Zeitraum von 2012 bis 2023 erhoben. Für einige Monate lagen keine Daten vor, wenn beispielsweise schlechtes Wetter eine Probenahme nicht erlaubte. In Vertikalprofilen wurde neben zahlreichen anderen Parametern die Wassertemperatur gemessen. Anhand dieser Profile aus mehreren Jahren wurden Zeiträume ermittelt, in denen eine thermische Schichtung der Wassersäule eintreten kann. Ferner wurden die jährlichen Minimalwerte für die Sauerstoffsättigung des Seewassers identifiziert, um abzuschätzen, ob die benthischen Organismen der Tiefen Rinne Sauerstoffarmut ausgesetzt sind.

### Analyse

Für die multivariaten statistischen Analysen wurde die Software PRIMER 7 Version 7.0.24 mit PERMANOVA genutzt.

Die geomorphologische Strukturierung der Tiefen Rinne wurde anhand der Sedimentparameter Korngrößenmedian, Schlickanteil, Sedimentsortierung, organischer Gehalt

(Glühverlust), Gewicht der Schillfraktion <20 mm und Gewicht der Schillfraktion >20 mm (Greiferproben) sowie der Wassertiefe analysiert. Hierzu wurde auf der Basis dieser Parameter eine Ähnlichkeitsmatrix basierend auf der euklidischen Distanz der normalisierten Daten erstellt. Anschließend wurde mit dem Average Linkage-Verfahren eine Clusteranalyse durchgeführt. Unterschiedliche Cluster wurden anhand einer SIMPROF-Analyse mit einem Konfidenzniveau von 95 % identifiziert. Die identifizierten Cluster wurden anhand einer einfaktoriellen PERMANOVA verglichen. Anhand einer Canonical Analysis of Principal Coordinates (CAP) wurde die Qualität der Differenzierung der Cluster bewertet und die Parameter identifiziert, die zur Differenzierung beitragen. Die geomorphologischen Deskriptoren wurden individuell anhand von Varianzanalysen (ANOVA) zwischen den Clustern verglichen.

Die sessile Epifauna auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) aus den Greiferproben wurde auf unterschiedlichen Ebenen der taxonomischen Auflösung (Art, Familie, Ordnung) identifiziert, da für einige Organismen eine höhere Auflösung aufgrund fehlender diagnostischer Merkmale nicht möglich war. Für die Analyse wurde keine taxonomische Harmonisierung des Datensatzes vorgenommen. Anhand der Stetigkeiten der sessilen Epifaunaarten wurde ein nMDS-Plot basierend auf der Bray-Curtis-Ähnlichkeit erstellt, um die strukturellen Ähnlichkeiten zwischen den Gemeinschaften der einzelnen Stationen der Tiefen Rinne zu visualisieren. Für die daraus identifizierten Cluster wurde eine Similarity Percentage-Analyse (SIMPER) durchgeführt, um die Arten zu identifizieren, die maßgeblich zu den strukturellen Unterschieden zwischen den Clustern beitragen. Die lokale Anzahl an Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) wurde auf eine Spearman Rang-Korrelation mit der Artenzahl der Epifauna getestet.

Anhand der prozentualen Bedeckungsgrade der Habitatstrukturen auf den Standbildern der ROV-Videos wurde eine Ähnlichkeitsmatrix basierend auf der euklidischen Distanz erstellt. Zur visuellen Identifizierung unterschiedlicher Habitatcluster wurde eine Principle Coordinates Analysis (PCO) durchgeführt. Die identifizierten Cluster wurden mit einer PERMANOVA basierend auf der euklidischen Distanz in einem globalen Test wie auch paarweise zwischen den Clustern verglichen. Die Homogenität der multivariaten Verteilungen wurde in einem Distance-based test for homogeneity of multivariate dispersion (PERMDISP) bestätigt ( $F_{3,26} = 0,26$ ;  $P(\text{perm}) = 0,90$ ). Anhand einer anschließenden Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) wurde die Differenzierung der Cluster und der Beitrag der gemessenen Umweltvariablen (Habitatstrukturen) beurteilt.

Das Verhältnis des Gewichts des Schills (Siebfraktion > 4 mm der van Veen-Greiferproben) und der Bedeckung (%) des Meeresbodens mit Schill (Videoanalyse) an der jeweils selben Station wurde einer Spearman Rang-Korrelationsanalyse unterzogen, um zu testen, ob ein hoher Schillgehalt des Sediments auch zu einer entsprechend hohen Bedeckung des Meeresbodens führt. Dies wurde für die Gesamtheit der Stationen durchgeführt wie auch nur für die Stationen der beiden durch ein hohes Schillvorkommen geprägten Habitatcluster.

Die anhand der Unterwasservideos identifizierten Habitatcluster umfassten jeweils 5 bis 12 Stationen, so dass für die Arten der Mega-Epifauna anhand der Artenlisten der Stationen die Stetigkeiten des Auftretens (%) für jedes Cluster berechnet und die Arten auf diese Weise quantifiziert wurden.

## 2.2 Helgoländer Schlickgebiet

### *Makroinfauna und Sedimente*

Die Infauna des Helgoländer Schlickgebiets wurde während der Expedition HE 625 des Forschungsschiffs Heincke im Juli 2023 auf insgesamt 50 Stationen beprobt. Die Stationen wurden so positioniert, dass das Schlickgebiet gleichmäßig abgedeckt wurde (Abb. 2). Ferner wurden Stationen gewählt, die bereits in früheren Untersuchungen beprobt wurden.

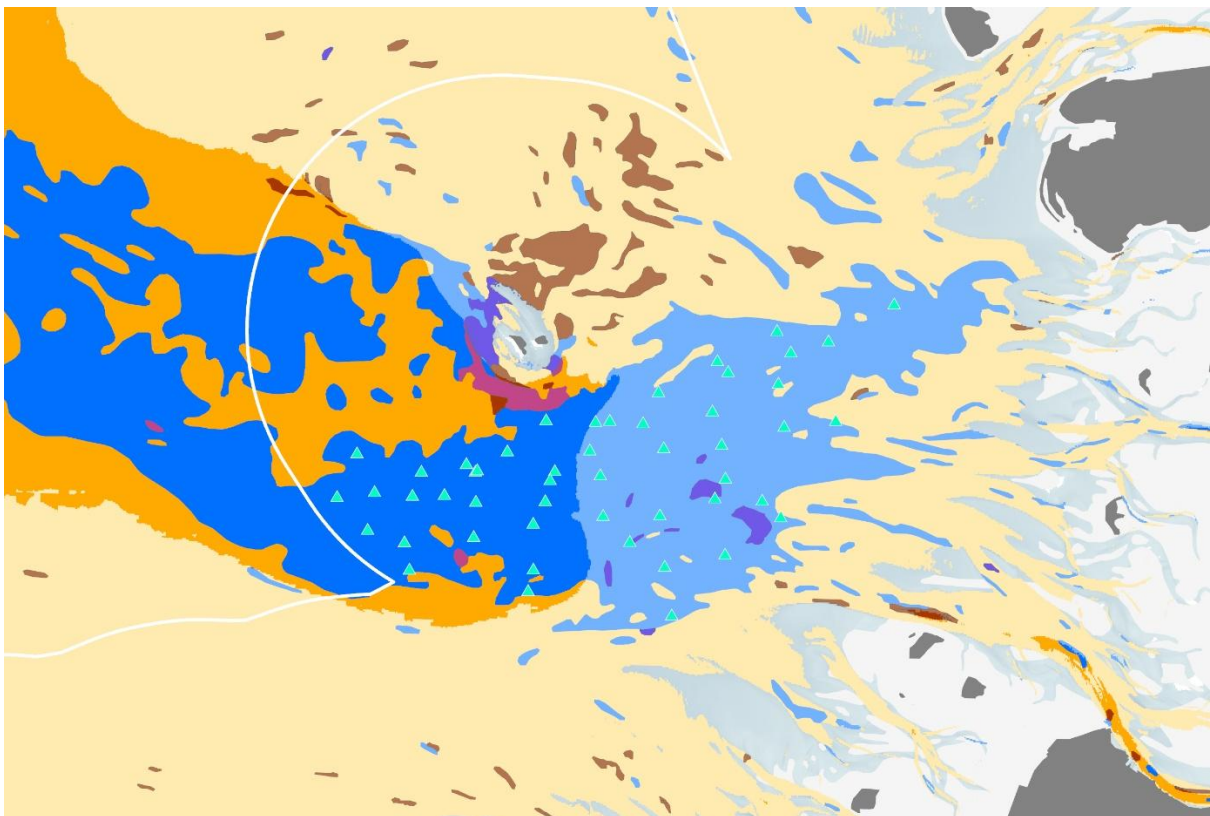


Abb. 2: Verteilung der Stationen zur Beprobung der Infauna mit dem Sedimentgreifer im Helgoländer Schlickgebiet. Die verschiedenen Blautöne markieren unterschiedliche benthische Schlickbiotope: hellblau = circalitorale Schlickböden, dunkelblau: küstenferne circalitorale Schlickböden (broad habitat types gemäß EU SeaMap 2021). Weitere benthische Biotoptypen sind in anderen Farben dargestellt.

Auf jeder Station wurden zwei Proben mit dem Sedimentgreifer (Fläche: 0,1 m<sup>2</sup>; Eindringtiefe: ≥10 cm) genommen. Die jeweils erste Greiferprobe diente der Beschreibung der Makroinfauna. Hierzu wurde die Probe über ein Sieb mit einer Maschenweite von 1000 µm gesiebt. Der Siebrückstand wurde in einer mit Natriumtetraborat gepufferten 4 % Formalin-Seewasser-Lösung fixiert. Die Proben wurden vor der Analyse für mindestens vier Wochen

gelagert. Alle Organismen der Makrofauna wurden, wenn möglich, bis auf das Artniveau bestimmt und gezählt. Für jedes Taxon wurde das Gesamtfeuchtgewicht mit einer Genauigkeit von 0,001 g ermittelt.

Aus dem jeweils zweiten Greifer jeder Station wurde mit einem Stechrohr (Durchmesser: 4,5 cm) eine Unterprobe der oberen 6 cm des Sediments entnommen. Die Proben wurden zunächst für die spätere Analyse bei -20 °C eingefroren. Nach dem Auftauen der Probe wurde für eine Unterprobe die Korngrößenverteilung Laser-granulometrisch bestimmt. Diese Analyse erfolgte mit freundlicher Unterstützung durch Dr. Lasse Sander (AWI-Wattenmeerstation List/Sylt).

Für weitere 40 g der Probe wurde der organische Gehalt des Sediments (% des Trockengewichts) durch Gewichtsverlust nach Verglühen bestimmt. Hierfür wurde das Sediment zunächst getrocknet und gewogen. Anschließend wurde das Sediment für fünf Stunden bei 500 °C verascht. Die verbliebene Asche (anorganische Fraktion) wurde zur Berechnung des organischen Gehalts gewogen.

### *Analyse*

Anhand der mit der 4. Wurzel transformierten Abundanzdaten der Infauna wurde eine Ähnlichkeitsmatrix basierend auf der Bray-Curtis-Ähnlichkeit erstellt. Eine anschließende Clusteranalyse (average linkage-Verfahren) sowie eine Principle Coordinates Analyse (PCO) dienten der Identifizierung von Infaunacustern. Diese Cluster wurden anhand einer PERMANOVA verglichen.

Auf jeder Station wurden die folgenden Umweltvariablen erhoben: Wassertiefe, Korngrößenmedian, Schlickgehalt und organischer Gehalt des Sediments sowie die Sedimentsortierung. Diese Daten wurden normalisiert und eine Ähnlichkeitsmatrix basierend auf der euklidischen Distanz erstellt. Mit Hilfe der RELATE-Routine der PRIMER-Software wurden die Ähnlichkeitsmatrizes der Infaunadaten und der Umweltvariablen auf Spearman Rangkorrelation getestet. Die Umweltvariablen, die die Variationen in den Infaunadaten am besten erklären, wurden anhand eines distanzbasierten linearen Modells identifiziert. Univariate Deskriptoren der Infaunagemeinschaften und der Umweltparameter wurden zwischen den identifizierten Infaunacustern mit Hilfe von t-Tests bzw. Mann-Whitney U-Tests verglichen.

Es wurden Arten-Arealkurven erstellt, um den Zusammenhang zwischen Beprobungsaufwand (Anzahl der Stationen) und Artenzahl der Infaunagemeinschaften zu veranschaulichen. Diese Kurven wurden für den gesamten Datensatz wie auch für die einzelnen Cluster getrennt erstellt. Anhand dieser Kurven wurde der Artenreichtum der benthischen Gemeinschaft zwischen der aktuellen Studie und vorangegangenen Studien bewertet. Die Verteilung der Arten auf taxonomische Großgruppen wurde zwischen Studien mit Hilfe eine  $\chi^2$ -Tests verglichen.



### 3 Ergebnisse

#### 3.1 Tiefe Rinne

##### *Abiotische Strukturierung*

Die abiotische Strukturierung der Tiefen Rinne wurde auf der Basis der Wassertiefe und der Sedimenteigenschaften (Korngrößenmedian, Sedimentsortierung, Schlickgehalt, organischer Gehalt, Gewicht Schillfraktion <20 mm, Gewicht Schillfraktion >20 mm) analysiert. Das Ergebnis der Clusteranalyse zeigt eine komplexe und teilweise kleinräumige Strukturierung des Meeresbodens der Tiefen Rinne auf (Abb. 3). Es zeichnen sich dabei fünf Hauptcluster ab, die jeweils mehrere Stationen umfassen (Cluster c, f, i, l und m). Zusätzlich ergaben sich weitere Cluster, die jedoch jeweils nur ein oder zwei Stationen umfassten.

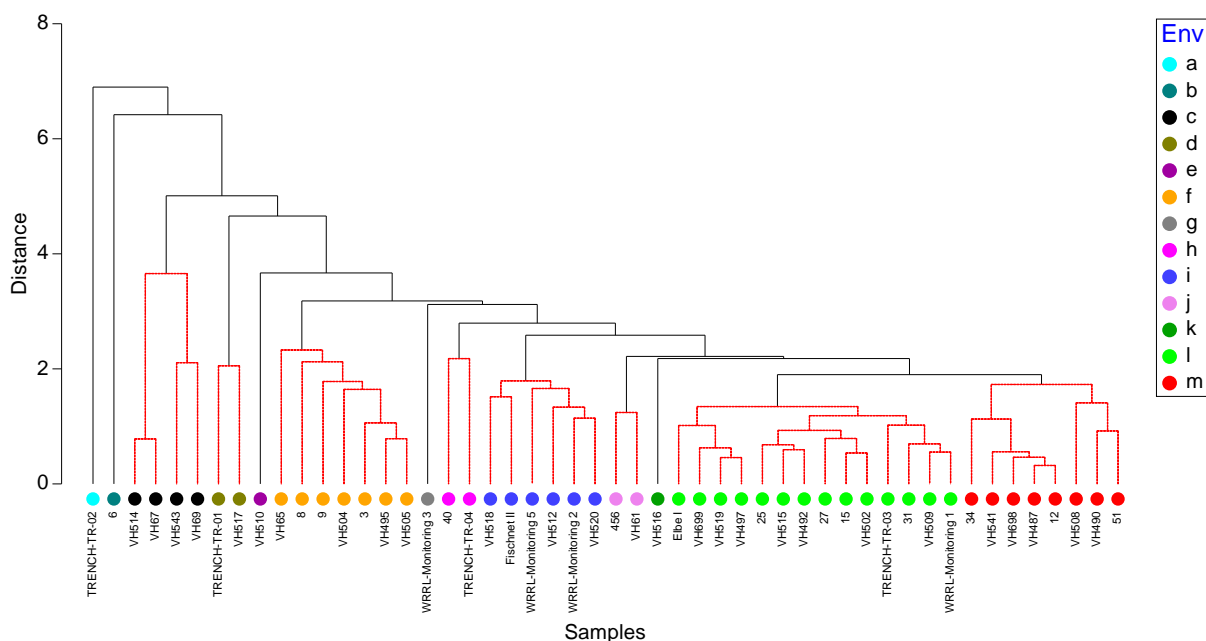


Abb. 3: Ergebnis der Clusteranalyse zur Identifizierung von Umweltclustern der Tiefen Rinne anhand sedimentologischer Variablen und der Wassertiefe. Als Ähnlichkeitsmaß wurde die euklidische Distanz verwendet. Cluster, die anhand der SIMPROF-Analyse unterschieden wurden, sind im Dendrogramm durch schwarze Verbindungen separiert.

Die PERMANOVA zum Vergleich aller Cluster (globaler Test) zeigte klare Unterschiede in den Umweltbedingungen der Cluster auf (Pseudo-F = 16,03;  $P(\text{perm}) < 0,01$ ), die in paarweisen Vergleichen für die fünf Hauptcluster mit  $P(\text{perm})$ -Werten von stets  $< 0,05$  bestätigt wurden.

In der Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) trennen sich die Cluster entlang der CAP-Koordinate 1 (CAP1) (Abb. 4). Diese korreliert mit dem Korngrößenmedian und mit dem Schillgewicht des Sediments, so dass entlang der CAP1 ein Gradient erkennbar wird von Schlick (schwarz) über schlickigem Sand (rot) und Sand (hellgrün) hin zu den Clustern, deren Sedimente durch einen erhöhten Schillgehalt (blau und orange) gekennzeichnet sind.

Die CAP-Koordinate 2 (CAP2) korreliert primär mit dem organischen Gehalt des Sediments, aber auch mit dem Gehalt gröberen Schills (>20 mm) sowie mit der Sortierung des Sediments und dem Schlickgehalt. Entsprechend setzen sich entlang der CAP2 die Stationen mit größerem Schill (>20 mm; orange) von den Stationen mit feinerem Schill (<20 mm; blau) ab. Ferner setzen sich die Schlickstationen von den Stationen mit Sand bzw. schlickigem Sand ab.

Um die Interpretation zu erleichtern, wurden die fünf Hauptcluster in Abbildung 4 entsprechend umrandet. Die Rate der Fehlklassifikationen der Stationen war mit durchschnittlich 24 % gering und schwankte für die fünf Hauptcluster zwischen 12,5 % und 33,3 %. Insgesamt war die Zuordnung der Stationen zu den Clustern damit ausreichend zuverlässig.

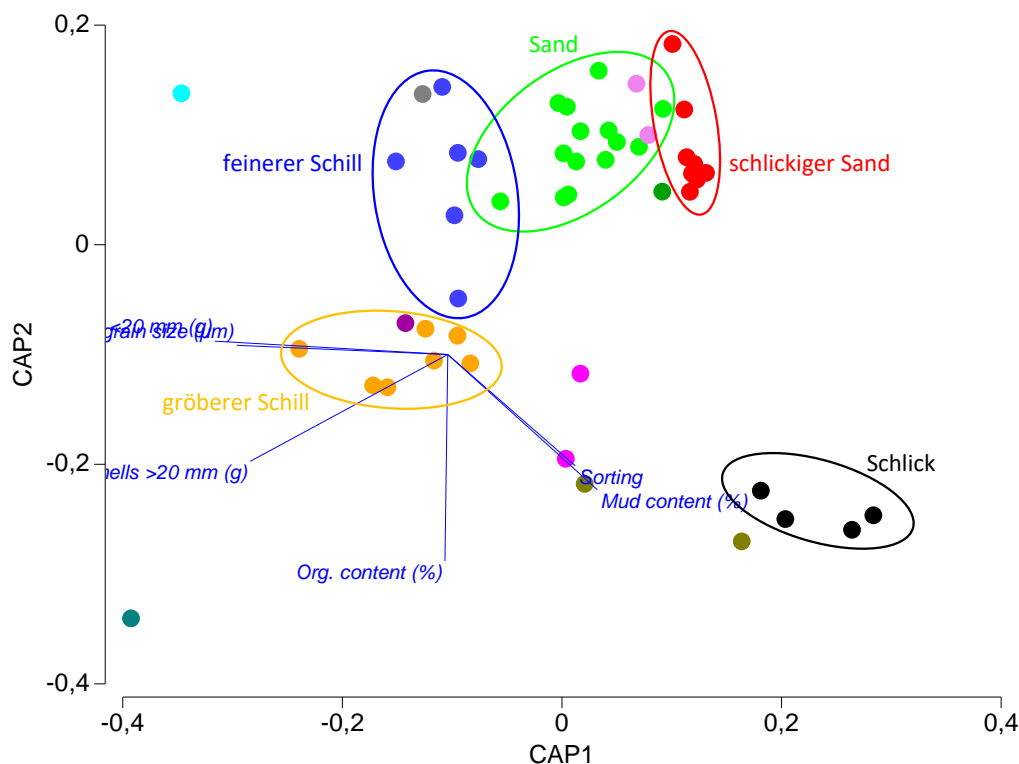


Abb. 4: Ergebnis der Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) zur strukturellen Abgrenzung der Umweltcluster, die anhand sedimentologischer Variablen und der Wassertiefe identifiziert wurden.

Die geographische Zuordnung der Cluster verdeutlicht die geomorphologische Strukturierung der Tiefen Rinne (Abb. 5). Von Südosten kommend erstreckt sich ein Ausläufer des Helgoländer Schlickgebiets in den Bereich der Tiefen Rinne. Hier finden sich die Stationen des Schlickclusters (schwarz). Der westliche und südliche Außenbereich der Tiefen Rinne ist durch schlickigen Sand gekennzeichnet, während der steile Nordhang und der flach verlaufende Nordwesthang der Rinne ein sandiges Sediment mit geringerem Schlickgehalt aufweisen. Im tiefen Kernbereich der Rinne finden sich die schillhaltigen Sedimente mit eher feinerem Schill

(blau) im östlichen Bereich der Rinne, während die schillhaltigen Sedimente mit größerem Schill (orange) im zentralen Bereich der Tiefen Rinne auftreten. Die weiteren Cluster, die jeweils nur von ein bis zwei Stationen gebildet werden (in der Legende der Abb. 5 nicht berücksichtigt), sind unregelmäßig über das Gebiet der Tiefen Rinne verteilt.

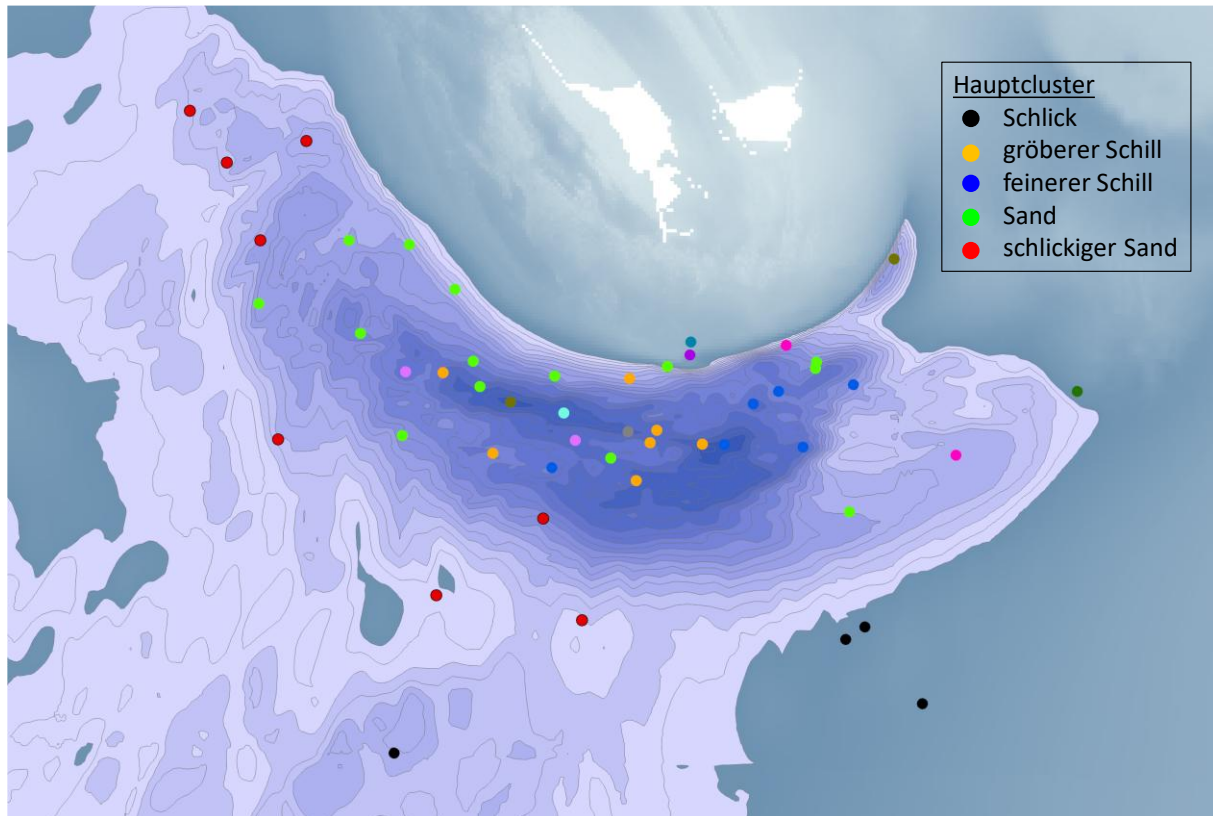


Abb. 5: Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne: Verteilung der Umweltcluster am Meeresboden der Tiefen Rinne, die anhand sedimentologischer Variablen und der Wassertiefe identifiziert wurden.

Die isolierte Betrachtung der Umweltvariablen bestätigt die deutlichen Unterschiede zwischen den fünf Hauptclustern (Abb. 6). Der durchschnittliche ( $\pm$  Standardabweichung) Korngrößenmedian des Sediments variierte statistisch signifikant zwischen den Sedimenten der Hauptcluster (ANOVA:  $F_{4,34} = 17,2$ ;  $p < 0,01$ ). Er war auf den Stationen des Schlickclusters am niedrigsten ( $196,8 \pm 86,2 \mu\text{m}$ ) und damit deutlich niedriger als auf den Stationen des Sandclusters ( $460,8 \pm 62,4 \mu\text{m}$ ) und der beiden Schillcluster (feinerer Schill:  $668,2 \pm 169,0 \mu\text{m}$ ; gröberer Schill:  $652,1 \pm 179,7 \mu\text{m}$ ) (Abb. 6A).

Der Schlickgehalt des Sediments variierte ebenfalls signifikant zwischen den Hauptclustern (ANOVA:  $F_{4,32} = 29,3$ ;  $p < 0,01$ ). Dieser war mit durchschnittlich  $25,3 \pm 12,5 \%$  im Schlickcluster am höchsten (Abb. 6B). Die Sedimente der anderen Cluster unterschieden sich nur geringfügig in ihrem Schlickgehalt und schwankten zwischen  $1,5 \pm 1,1 \%$  im Cluster des feineren Schills und  $3,6 \pm 1,7 \%$  im Cluster des gröberen Schills. Im schlickigen Sand war der Schlickgehalt des Sediments etwa doppelt so hoch ( $3,4 \pm 1,5 \%$ ) wie im Sediment des Sandclusters ( $1,7 \pm 1,2 \%$ ).

Der hohe Sortierungskoeffizient (GSD) von  $1,5 \pm 0,2$  klassifiziert das Sediment des Schlickclusters als geringfügig sortiert. Ebenso werden die Sedimente der anderen Cluster mit Sortierungskoeffizienten von  $1,0 \pm 0,2$  (schlickiger Feinsand) bis  $1,2 \pm 0,2$  (gröberer Schill) als geringfügig sortiert klassifiziert. Die Sortierung des Sediments war im Schlickcluster am niedrigsten (höchster GSD) und damit signifikant niedriger als in den anderen Hauptclustern (ANOVA:  $F_{4,34} = 13,1$ ;  $p < 0,01$ ) (Abb. 6C).

Der organische Gehalt variierte ebenfalls zwischen den Sedimenten der Hauptcluster (ANOVA:  $F_{4,32} = 7,8$ ;  $p < 0,01$ ). Die Daten wiesen hier eine deutliche Varianzheterogenität auf, die in unbekanntem Ausmaß zur statistischen Signifikanz beigetragen hat (Typ 1-Fehler). Die Unterschiede sind jedoch bereits bei rein visueller Betrachtung der Ergebnisse sehr ausgeprägt, so dass man von deutlicher Variation im organischen Gehalt zwischen den Sedimenten der Cluster ausgehen kann (Abb. 6D). Im Sediment des Schlickclusters war der organische Gehalt mit  $2,7 \pm 1,3$  % am höchsten, jedoch nur geringfügig höher als im Sediment des Clusters des gröbereren Schills ( $2,6 \pm 1,1$  %). Am niedrigsten war der organische Gehalt in den Sedimenten des schlickigen Sandes ( $0,9 \pm 0,5$  %) und des Sandes ( $1,0 \pm 0,4$  %).

Auf den Stationen des Schlickclusters war kein Muschelschill ( $>4$  mm) zu verzeichnen. Die Variationen im Schillgehalt waren statistisch signifikant zwischen den Hauptclustern (Abb. 6E & F). Auch hier war die Analyse jedoch durch eine ausgeprägte Varianzheterogenität der Daten kompromittiert, die sich auch durch Transformation der Daten nicht beheben ließ. Auch im schlickigen Sand trat insgesamt nur wenig Schill auf, während im Sediment des Sandclusters überwiegend feinerer Schill ( $<20$  mm) zu finden war. Entsprechend ihrer Klassifizierung unterschieden sich die beiden Schillcluster in den Gewichten ihrer feinen ( $<20$  mm) und groben ( $>20$  mm) Schillfraktionen.

Die Wassertiefe variierte deutlich zwischen den Stationen der Hauptcluster (ANOVA:  $F_{4,34} = 12,8$ ;  $p < 0,01$ ). Am geringsten war die Wassertiefe mit  $40,3 \pm 4,5$  m auf den Stationen des Schlickclusters (Abb. 6G), die sich außerhalb des Kernbereichs der Tiefen Rinne befanden. Mit Abstieg in die Tiefe Rinne nahm die durchschnittliche Wassertiefe von den Stationen des schlickigen Sandes ( $45,4 \pm 3,6$  m) über die Stationen des Sandes ( $49,3 \pm 3,2$  m) bis hin zu den Stationen der Schillcluster im tiefen Zentrum der Rinne zu, die mit  $53,1 \pm 3,6$  m bzw.  $53,0 \pm 3,3$  m nahezu identische durchschnittliche Wassertiefen aufwiesen.

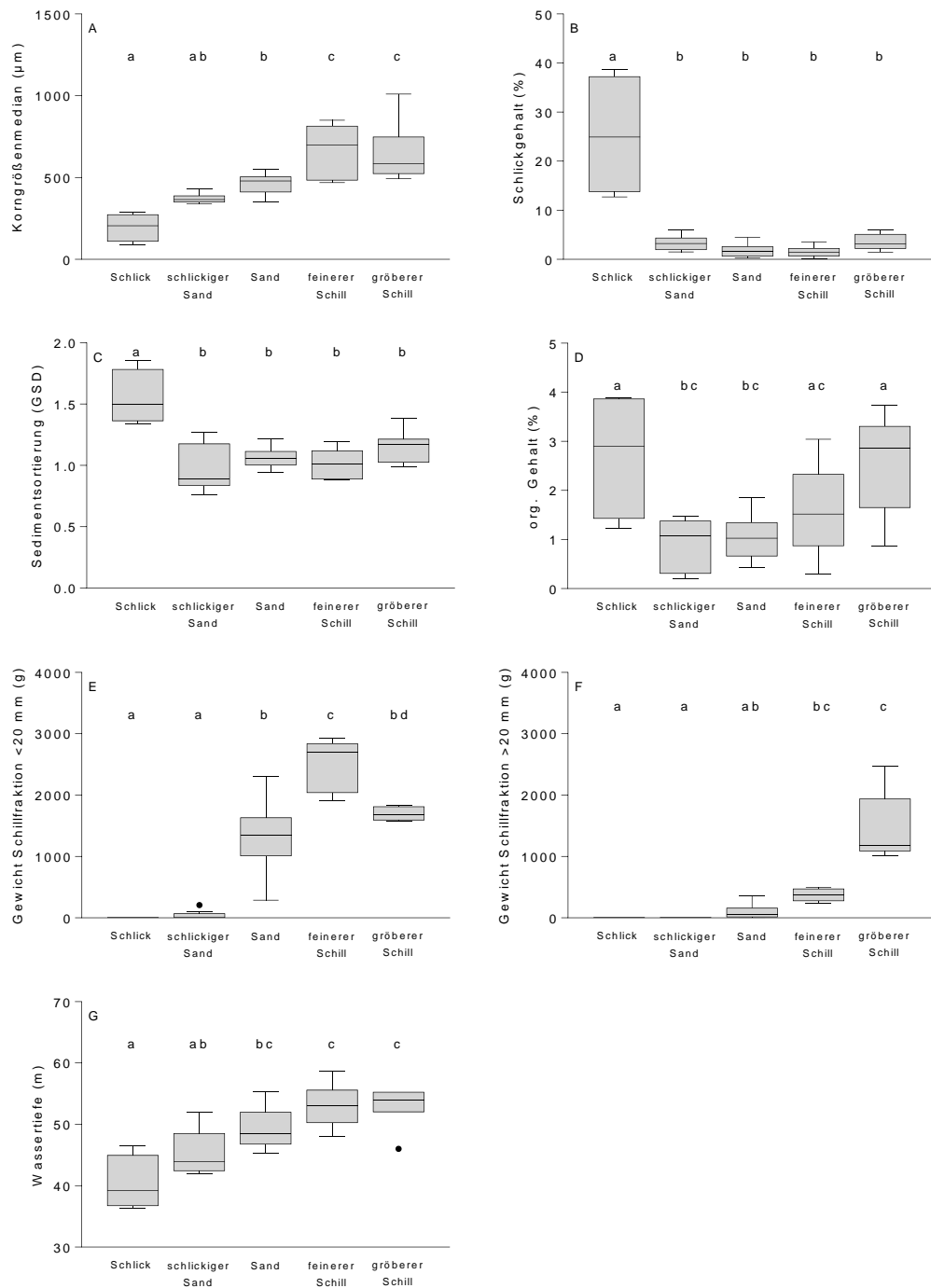


Abb. 6: Univariate Umweltvariablen der fünf Hauptcluster der Tiefen Rinne: (A) Korngrößenmedian, (B) Schlickgehalt, (C) Sedimentsortierung, (D) organischer Gehalt, (E) Gewicht der Schillfraktion <20 mm, (F) Gewicht der Schillfraktion >20 mm und (G) Wassertiefe. Die Buchstaben geben die Ergebnisse der paarweisen Vergleiche (Posthoc-Test) wider. Gruppen, die mit dem gleichen Buchstaben gekennzeichnet sind, unterscheiden sich nicht signifikant voneinander.

## Makrofauna

Die Daten zur vagilen Makroinfauna aus den Greiferproben lagen zum Zeitpunkt des Verfassens dieses Berichts noch nicht vor. Sie werden in eine spätere Version des Berichts eingearbeitet.

Insgesamt wurden 71 Arten der Epifauna auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) identifiziert. Die Bryozoa waren mit 45 Arten (63 % des gesamten Artenspektrums) die artenreichste Gruppe, gefolgt von den Hydrozoa (7 Arten) und den Ascidiacea (5 Arten) (Abb. 7). Schwämme, Entoprocta, Polychaeten, Krebse (Cirripedia) und Anthozoen ergänzten das Spektrum der sessilen Epifauna. Die Arten mit der höchsten Stetigkeit waren die Bryozoen *Escharella immersa* (durchschnittliche Stetigkeit  $\pm$  Standardabweichung:  $49,1 \pm 24,5$  %), *Tubulipora* sp. ( $36,7 \pm 21,5$  %), *Fenestrulina delicia* ( $32,2 \pm 18,1$  %) und *Penetrantia concharum* ( $26,6 \pm 19,4$  %) sowie der Schwamm *Clione celata* ( $43,9 \pm 24,9$  %) und Polychaeten der Gattung *Spirobranchus* ( $27,8 \pm 19,2$  %). Alle weiteren Arten traten mit einer durchschnittlichen Stetigkeit von weniger als 25,0 % auf.

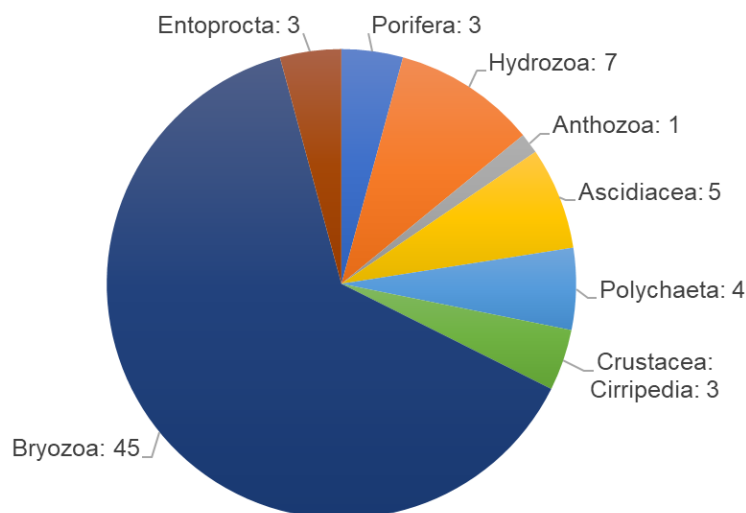


Abb. 7: Taxonomische Zusammensetzung der Epifauna auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) am Meeresboden der Tiefen Rinne. Für jede Großgruppe ist die Anzahl der Arten angegeben.

Die Dichte der Besiedlungssubstrate war in den zentralen Bereichen der Tiefen Rinne besonders hoch (Abb. 8A). Die Stationen mit hoher Dichte an Besiedlungssubstraten waren überwiegend Stationen, die in der oben beschriebenen Analyse der abiotischen Strukturierung der Tiefen Rinne dem Cluster des „größeren Schills“ zugeordnet wurden (vergleiche Abb. 5). Die Stationen in den Außenbereichen der Tiefen Rinne wiesen hingegen keine Besiedlungssubstrate >20 mm auf. Die Artenzahl der Epifauna auf den

Besiedlungssubstraten (Abb. 8B) wies ein ähnliches Verbreitungsmuster auf wie die Dichte der Besiedlungssubstrate mit dem höchsten Artenreichtum auf den Stationen mit dem höchsten Vorkommen von Muschelschill bzw. Kieseln.

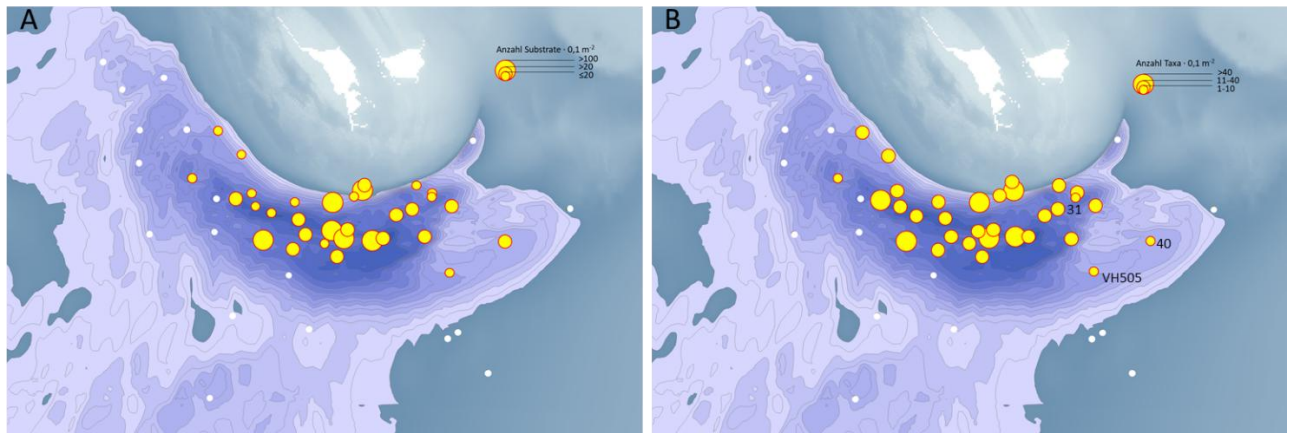


Abb. 8: Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne: (A) Dichte der Besiedlungssubstrate (Muschelschill und Kiesel >20 mm) und (B) Anzahl der Taxa der Epifauna auf den Substraten am Meeresboden der Tiefen Rinne. Stationen ohne Besiedlungssubstrate sind weiß markiert. Stationen mit Epifaunagemeinschaften mit abweichender Struktur (siehe Text unten) sind in (B) mit ihren Stationsnamen gekennzeichnet.

Die Artenzahl der sessilen Epifauna korrelierte signifikant mit der Menge der vorhandenen Besiedlungssubstrate (Spearman Rangkorrelation:  $p < 0,01$ ;  $R = 0,81$ ). Das Verhältnis zwischen Artenreichtum und Anzahl der Besiedlungssubstrate folgte dabei einem exponentiellen Regressionsmodell (Abb. 9), das zeigt, dass die Artenzahl der Epifauna mit der Verfügbarkeit von Besiedlungssubstrat ansteigt. Das Modell erklärt insgesamt 54 % der Variabilität ( $R^2 = 0,54$ ) der Artenzahl.

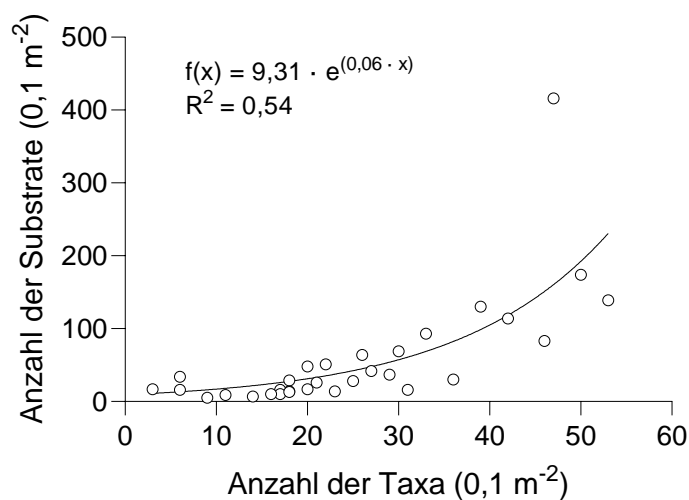


Abb. 9: Anzahl der Taxa der Epifauna auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) als Funktion der Dichte der Substrate am Meeresboden der Tiefen Rinne.

In dem nMDS-Plot zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeit der Epifaunagemeinschaften auf den Besiedlungssubstraten waren die meisten Stationen dicht beieinander gruppiert (Cluster A), was auf nur relativ geringe strukturelle Variationen der Gemeinschaften zwischen den Stationen hindeutet (Abb. 10). Ausnahmen bildeten die Stationen 40 und VH505 (Cluster B) sowie die Station 31 (Cluster C), die in dem nMDS-Plot deutlich isoliert waren. Die Epifaunagemeinschaften dieser Stationen wiesen einen vergleichsweise geringen Artenreichtum von nur drei bis sechs Arten auf, während die Gemeinschaften der anderen Stationen neun bis maximal 53 Arten aufwiesen. Der Abbildung 8B ist zu entnehmen, dass die Stationen 40 und VH505 nicht im Kerngebiet der Tiefen Rinne lagen, und damit nicht im Bereich der massiven Schillaufgaben. Und auch die Station 31 war nur durch eine vergleichsweise geringe Menge groben Muschelschills gekennzeichnet.



Abb. 10: nMDS-Plot zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeit der Epifaunagemeinschaften auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) auf den Stationen in der Tiefen Rinne.

Anhand der SIMPER-Analyse wurden die Arten identifiziert, die maßgeblich zu den strukturellen Unterschieden in den Gemeinschaftsstrukturen zwischen den Clustern beitrugen (Tab. 1). Dabei zeigte sich, dass die Gemeinschaften des Clusters A durch das Vorkommen der oben genannten häufigsten Arten gekennzeichnet waren, während diese in den Clustern B und C weitgehend fehlten. Ausnahmen bildeten die Bryozoen *P. concharum* und *Tubulipora* sp., die eine hohe Stetigkeit auf der Station des Clusters C aufwiesen, nicht jedoch auf den Stationen des Clusters B. Die durchschnittliche strukturelle Unähnlichkeit der Gemeinschaften war zwischen den Clustern mit 73,7 % bis 98,6 % hoch.



Tabelle 1: Ergebnis der SIMPER-Analyse zur Identifizierung der Taxa, die maßgeblich (kumulativer Beitrag von mind. 50 %) zu den strukturellen Unterschieden in den Epifaunagemeinschaften auf Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel >20 mm) auf den Stationen in der Tiefen Rinne beitrugen

<b>Cluster 1 &amp; 2</b>				
<b>Durchschnittliche Unähnlichkeit = 93,54</b>				
Taxon	Cluster 1 durchschnittliche Stetigkeit (%)	Cluster 2 durchschnittliche Stetigkeit (%)	Beitrag (%)	kumulativer Beitrag (%)
<i>Escharella immersa</i>	53,6	0,0	13,3	13,3
<i>Cliona celata</i>	47,5	5,8	10,1	23,4
<i>Tubulipora sp.</i>	39,6	0,0	9,1	32,5
<i>Fenestulina delicia</i>	35,1	0,9	8,3	40,8
<i>Pomatoceros spp.</i>	30,7	0,0	7,6	48,4
<i>Penetrantia concharum</i>	27,8	0,9	6,6	55,0

<b>Cluster 1 &amp; 3</b>				
<b>Durchschnittliche Unähnlichkeit = 73,69</b>				
Taxon	Cluster 1 durchschnittliche Stetigkeit (%)	Cluster 3 durchschnittliche Stetigkeit (%)	Beitrag (%)	kumulativer Beitrag (%)
<i>Escharella immersa</i>	53,6	0,0	13,6	13,6
<i>Cliona celata</i>	47,5	0,0	11,8	25,4
<i>Fenestulina delicia</i>	35,1	0,0	8,8	34,1
<i>Penetrantia concharum</i>	27,8	56,3	8,4	42,6
<i>Pomatoceros spp.</i>	30,7	0,0	7,8	50,3

<b>Cluster 2 &amp; 3</b>				
<b>Durchschnittliche Unähnlichkeit = 98,63</b>				
Taxon	Cluster 2 durchschnittliche Stetigkeit (%)	Cluster 3 durchschnittliche Stetigkeit (%)	Beitrag (%)	kumulativer Beitrag (%)
<i>Penetrantia concharum</i>	0,9	56,3	40,1	40,1
<i>Tubulipora sp.</i>	0,0	37,5	27,2	67,2

### *Meeresbodenhabitate und Mega-Epifauna*

Anhand der vorab gewählten acht Habitatstrukturen (Sediment, Kiesel, Steine, Fels, Schill, große Schalen, Organismus, Makroalge) konnte eine komplexe Strukturierung des Meeresbodens der Tiefen Rinne mit unterschiedlichen Habitaten herausgearbeitet werden. Die Analyse des resultierenden multivariaten Datensatzes anhand einer Principle Coordinates Analysis (PCO) ergab drei sich deutlich voneinander absetzende benthische Habitatcluster, wobei die beiden Hauptkoordinaten gemeinsam rund 80 % der Variabilität in den Daten erklärten (Abb. 11).

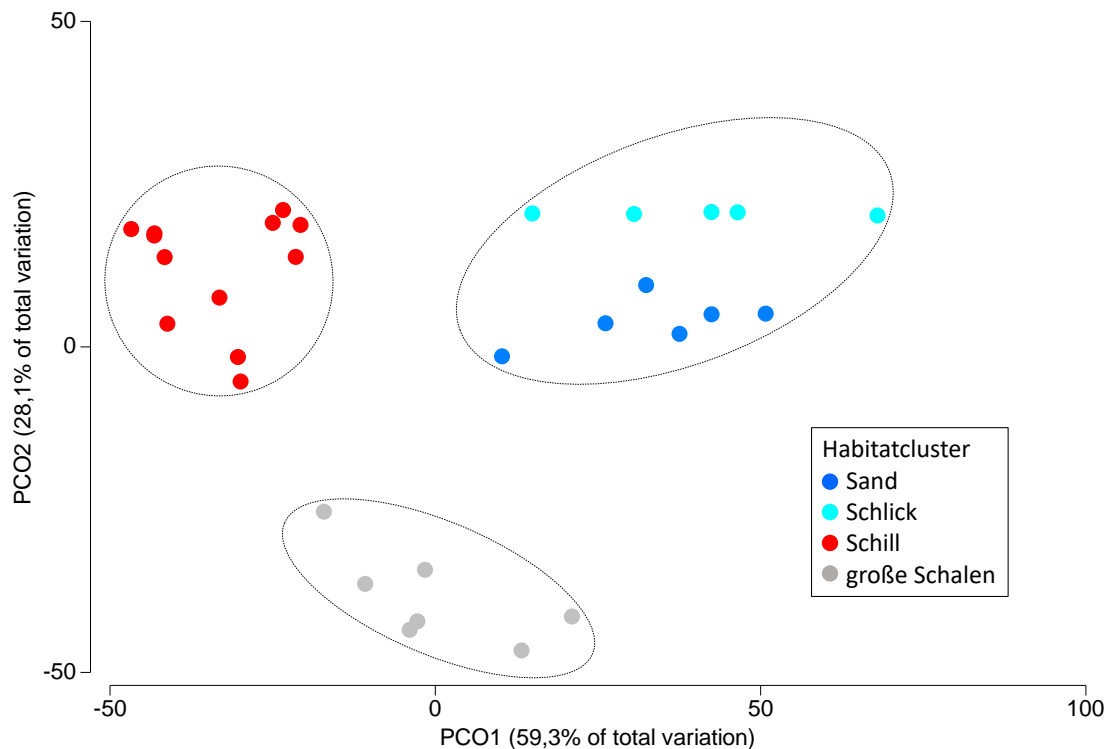


Abb. 11: Principle Coordinates Analysis (PCO) basierend auf der euklidischen Distanz als Ähnlichkeitsmaß zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeiten der benthischen Habitate der Tiefen Rinne. Die Verteilung (% Bedeckung) von Habitatstrukturen wurde anhand von Standbildern der ROV-Videos ermittelt. Die gestrichelten Linien umfassen die resultierenden Habitatcluster, von denen die Cluster „Sand“ und „Schlick“ auf der Basis von Beobachtungen bei der Bearbeitung der Bilder farblich zusätzlich unterschieden wurden (s. Text).

Die Habitatcluster wurden nach den jeweils vorherrschenden, charakterisierenden Habitatstrukturen benannt. Der Meeresboden des Schillclusters war mit einer Auflage überwiegend fragmentierter Schalen verstorbener Muscheln und Schnecken bedeckt (Abb. 12A). Die Schillaufgabe war nicht vollständig geschlossen, so dass Bereiche unbedeckten Sediments variabler Ausdehnung hervortraten. Die Mega-Epifauna bestand vor allem aus Hydrozoen/Bryozoenkolonien.

Das Cluster der großen Schalen war durch eine mächtige, über große Bereiche geschlossene Auflage weitgehend vollständig erhaltener aber deutlich gealterter Schalen großer Muscheln gekennzeichnet (Abb. 12B). Die Schalen stammten überwiegend von verstorbenen Individuen der europäischen Auster *Ostrea edulis* und zu einem deutlich geringeren Anteil der Pferdemoschel *Modiolus modiolus*. Häufig waren die großen Schalen teilweise oder vollständig übersedimentiert, so dass unterschiedlich große Bereiche oberflächlichen Sediments vorlagen. Die großen Schalen waren durchsetzt von fragmentiertem Schill. Ferner überdeckten sich die großen Schalen häufig gegenseitig, so dass angenommen werden kann, dass die Gesamtbedeckung des Meeresbodens mit großen Schalen methodisch bedingt unterschätzt wurde.

Unterschiedliche Sedimenttypen ließen sich anhand der Standbilder der Videos nicht verlässlich voneinander unterscheiden. Bereits beim Auswerten der Standbilder wurden innerhalb des Sedimentclusters jedoch zwei Gruppen von Stationen deutlich unterscheidbar, die aufgrund des hohen Anteils freiliegenden Sediments in beiden Gruppen in dem PCO-Plot in Abb. 11 relativ dicht beieinander aber nicht überlappend gruppiert waren. Die als Sandcluster klassifizierte Gruppe war durch relativ helles Sediment mit einem hohen Anteil an Kieselsteinen charakterisiert (Abb. 12C). Vereinzelt traten Steine auf. Ferner war das Sandcluster durch eine umfangreiche Mega-Epifauna besiedelt, die überwiegend durch das Gallert-Moostierchen *Alcyonidium diaphanum* aber lokal auch von der Tote Mannshand *Alcyonium digitatum* gebildet wurde (s. auch Deckblatt dieses Berichts).

Auf den Stationen des Schlickclusters war der Meeresboden vor allem durch gräuliches Sediment mit variablen Schillanteilen gekennzeichnet (Abb. 12D). Die Mega-Epifauna war nur schwach ausgeprägt und bestand überwiegend aus Hydrozoen/Bryozoenkolonien.

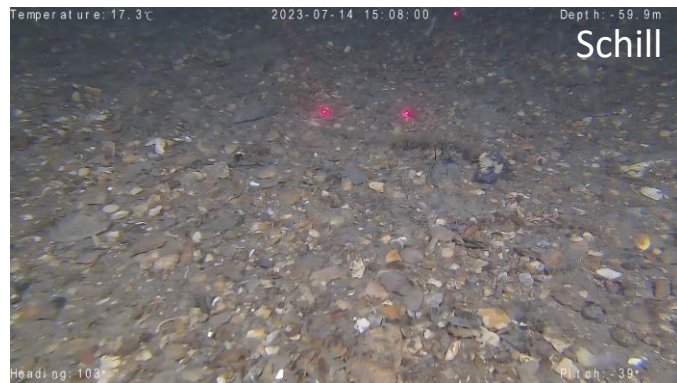
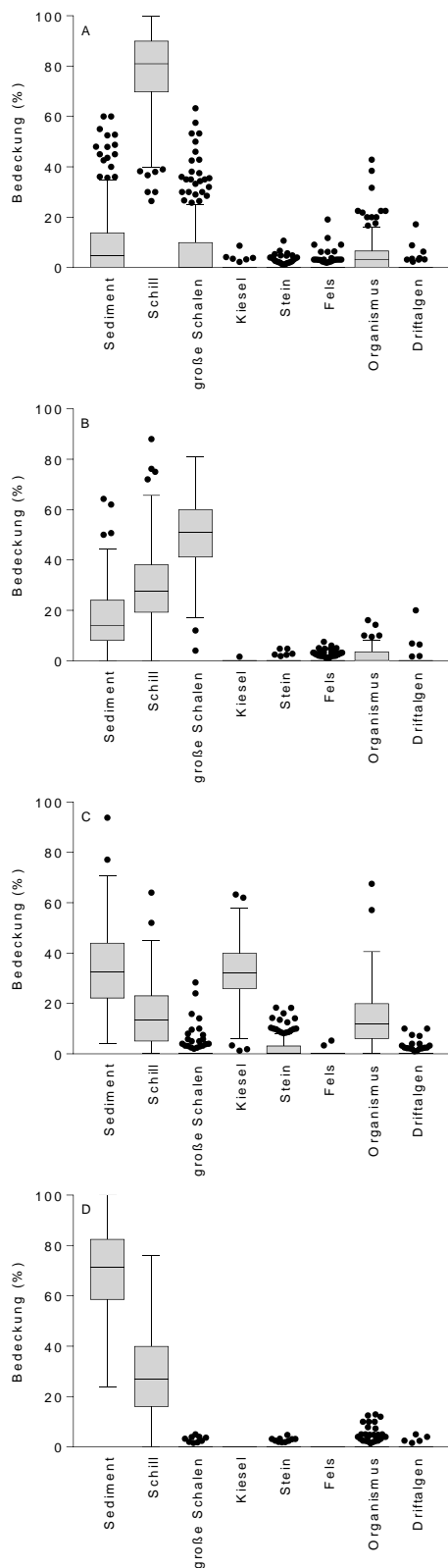


Abb. 12: Verteilung (% Bedeckung) der Habitatstrukturen (links) in den vier benthischen Habitatclustern (A) Schill, (B) große Schalen, (C) Sand und (D) Schlick der Tiefen Rinne und entsprechende Darstellungen aus Standbildern aus ROV-Videos (rechts).

Anhand einer PERMANOVA wurde die klare Unterscheidbarkeit der vier definierten Cluster bestätigt (Pseudo-F = 64,51;  $P(\text{perm}) < 0,01$ ). Auch der paarweise Vergleich der Cluster bestätigte signifikante strukturelle Unterschiede zwischen allen Habitatclustern ( $P(\text{perm})$  stets  $< 0,01$ ). Eine Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) visualisiert die strukturelle Differenzierung der Habitatcluster anhand der Unterschiede in der Verteilung der Habitatstrukturen (Abb. 13). Parallel zur CAP-Achse 2 (CAP2) verteilen sich die Stationen entlang eines Kontinuums von einer dichten Bedeckung des Meeresbodens (Cluster große Schalen) hin zu einem zunehmenden Anteil freiliegenden Sediments (Schill, Sand, Schlick). Entlang der CAP-Achse 1 (CAP1) setzen sich die Stationen des Sandclusters durch ihr erhöhtes Vorkommen von Kiesel, Steinen und Mega-Epifauna (Habitatstruktur „Organismus“) ab. Dem gegenüber stehen die Cluster mit einem erhöhten Vorkommen an Schill und großen Schalen. Die beste Lösung der CAP ergab ein Modell mit drei Hauptkoordinaten (principle coordinates), das insgesamt 99,6 % der Variabilität in den Daten erklärte. In der Kreuzvalidierung wurden alle Cluster vollständig (100 %) korrekt klassifiziert, was bestätigt, dass die benthischen Habitate anhand der vorliegenden Daten verlässlich abgegrenzt werden können und die Strukturierung des Meeresbodens der Tiefen Rinne repräsentativ beschrieben wird.

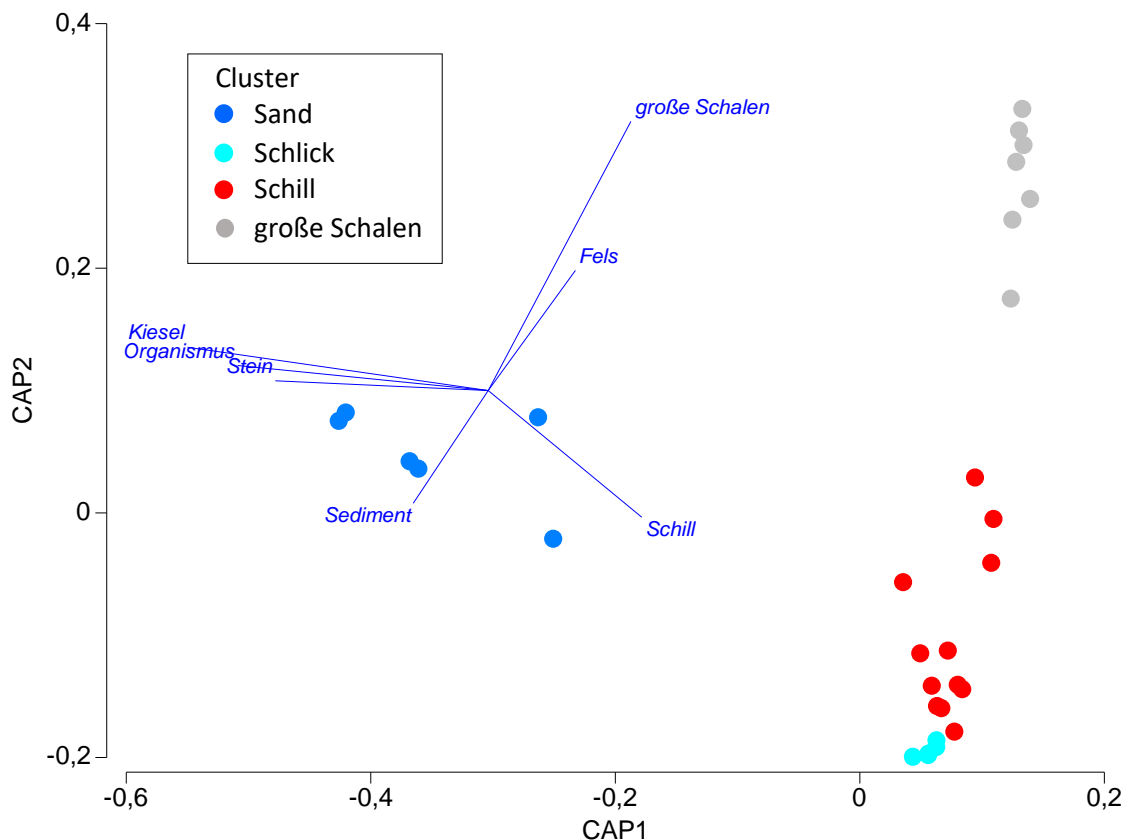


Abb. 13: Ergebnis der Canonical Analysis of Principle Coordinates (CAP) zur strukturellen Abgrenzung der benthischen Habitatcluster der Tiefen Rinne, die anhand von ROV-Videos identifiziert wurden.

Die geographische Zuordnung der Cluster zu den Stationen visualisiert die Strukturierung des Meeresbodens der Tiefen Rinne (Abb. 14). Das Sandcluster befindet sich in unmittelbarer Nähe zum Felssockel der Insel Helgoland am nördlichen Abhang der Tiefen Rinne. In diesem Bereich werden zahlreiche Kiesel aber auch Steine und Felsen, bestehend aus dem Buntsandstein der Insel, abgelagert. Vor allem letztere sind lagestabil und bieten ein geeignetes Substrat für die Besiedlung durch eine reiche sessile Mega-Epifauna. An dem relativ steilen Abhang (vermutlich unterstützt durch die vorherrschenden Strömungen bei relativ geringer Wassertiefe) lagern sich kaum feine Bodensedimente (suspendierter Schlick) ab, so dass das Sediment überwiegend aus feinem, hellem Sand mit relativ geringem Schlickanteil besteht.

Auf dem gegenüberliegenden flachen südlichen Abhang der Tiefen Rinne findet sich das Cluster der großen Schalen, was darauf hindeutet, dass sich hier das Kerngebiet eines früheren Austernvorkommens der Tiefen Rinne befand. Die großen Schalen scheinen aufgrund ihres Gewichts relativ lagestabil zu sein, so dass sie auch lange Zeit nach Zusammenbruch der Austernpopulation noch in großer Menge in diesem Bereich der Tiefen Rinne lagern.

In den zentralen und tiefsten Bereichen der Tiefen Rinne finden sich die Stationen des Schillclusters. Dieses erstreckt sich nahezu über die gesamte Länge der Tiefen Rinne. Die Schillfragmente sind deutlich kleiner als die großen Schalen und überwiegend fragmentiert. In Bereichen freiliegenden Sediments erscheint dieses eher gräulich, ähnlich dem Sediment des Schlickclusters.

Das Schlickcluster erstreckt sich von Westen her in die zentralen Bereiche der Tiefe Rinne hinein. Im Osten der Tiefen Rinne wurde dieses Cluster nicht nachgewiesen, da hier der Meeresboden mit einer variablen Schicht von Schill bedeckt war. Südöstlich der Tiefen Rinne grenzt ein ausgedehntes Schlickgebiet an (vergleiche Abb. 5), das in der vorliegenden Untersuchung der Tiefen Rinne anhand von ROV-Videos jedoch nicht berücksichtigt wurde.

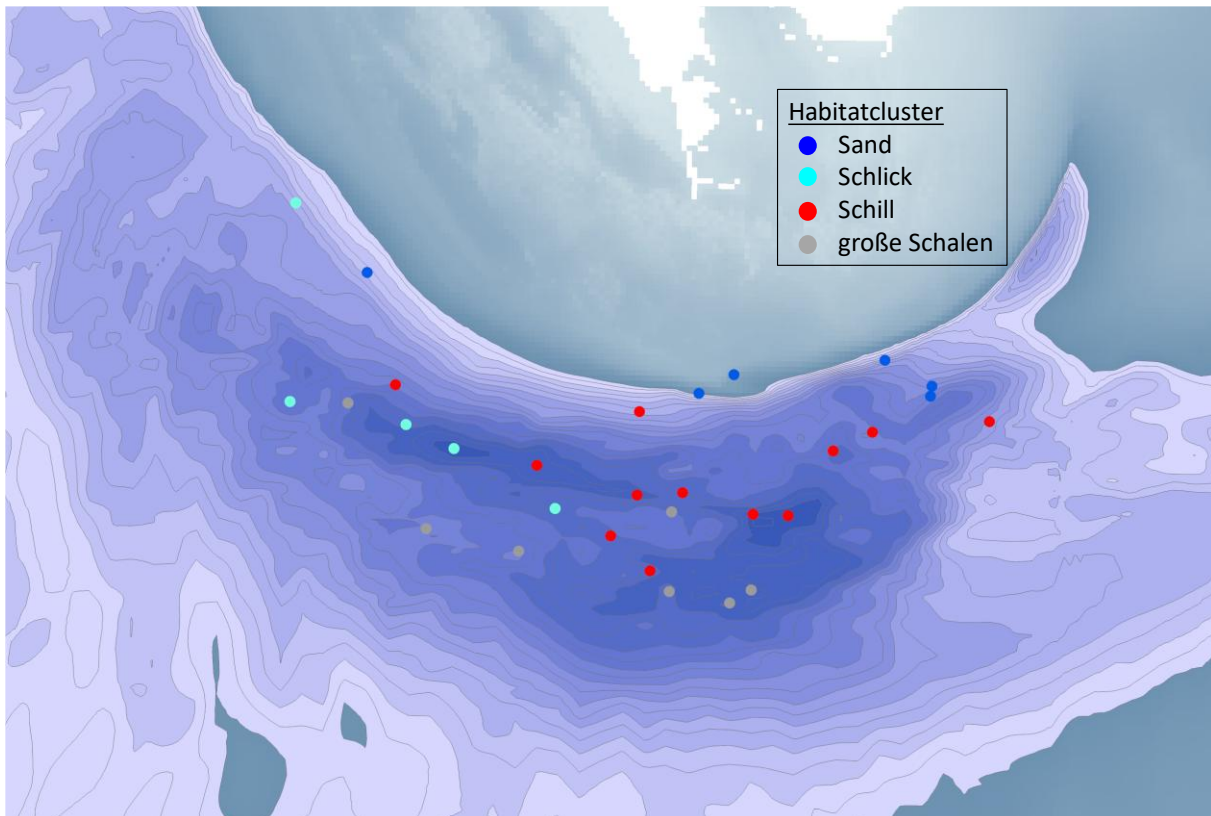


Abb. 14: Bathymetrische Karte der Tiefen Rinne: Verteilung der vier Habitatcluster (Sand, Schlick, Schill, große Schalen) des Meeresbodens der Tiefen Rinne, die Anhand von ROV-Videos identifiziert wurden.

Das Gewicht des Schills der Greiferproben, der in einem Sieb mit einer Maschenweite von 4 mm aufgefangen wurde, korrelierte signifikant mit der prozentualen Schillbedeckung des Meeresbodens an der jeweiligen Station, die anhand der Standbilder der Unterwasservideos ermittelt wurde ( $p < 0,01$  – durchgezogene Regressionsgerade in Abb. 15). Die Sand- und Schlickcluster wiesen dabei relativ geringe Schillgewichte und Bedeckung durch Schill auf, während diese Variablen für die Stationen des Schillclusters und des Clusters der großen Schalen deutlich höher waren. Das lineare Regressionsmodell zur Beschreibung des Verhältnisses erklärt 50 % der Variabilität der Daten ( $R^2 = 0,5$ ). Wurden für die Regressionsanalyse nur die Stationen der beiden Cluster „Schill“ und „große Schalen“ berücksichtigt, konnte keine Korrelation zwischen Schillgewicht und prozentualer Schillbedeckung bestätigt werden ( $p = 0,06$  – gestrichelte Regressionsgerade in Abb. 15). Das lineare Modell erklärte in diesem Fall nur 27 % der Variabilität der Daten ( $R^2 = 0,27$ ).



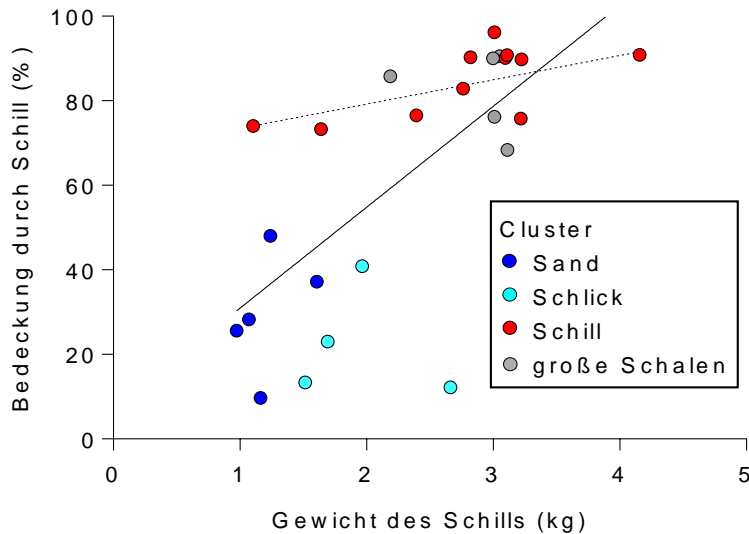


Abb. 15: Verhältnis der Bedeckung des Meeresbodens der Tiefen Rinne mit Schill zum Gewicht des Schills für alle Stationen (durchgezogene Regressionslinie) und nur für die Stationen der Cluster „Schill“ und „große Schalen“ (gestrichelte Regressionslinie). Die Bedeckung wurde anhand von ROV-Videos entlang von Transekten ermittelt, während das Gewicht des Schills auf den Stationen anhand der Siebfraktion >4 mm des Sediments aus den van Veen-Greifern bestimmt wurde. Die Stationen sind den jeweiligen Habitatclustern zugeordnet. Nicht für alle Videostationen lagen Schillgewichte aus Greiferproben vor. Aus dem Sandcluster wurden zwei Stationen nicht berücksichtigt, da die Siebfraktion >4 mm überwiegend aus Kieseln und Steinen bestand.

Insgesamt wurden in der Tiefen Rinne anhand der Unterwasservideos 27 Taxa der Mega-Epifauna identifiziert (Tabelle 2). Die artenreichsten Gruppen waren die Crustacea und die Fische mit jeweils acht Arten. Die Taxa der Mega-Epifauna wurden für jedes Cluster anhand ihrer Stetigkeit des Auftretens in den Videos quantifiziert. Aufwuchs aus Hydrozoen und Bryozoen, die taxonomisch nicht weiter differenziert werden konnten, sowie die Schwimmkrabbe *Polybius* (vormals *Liocarcinus*) *depurator* wurden auf allen Videos aus allen Habitatclustern beobachtet (Stetigkeit: 100 %). Der gemeine Seestern *Asterias rubens* war ebenfalls in allen Clustern mit einer hohen Stetigkeit von über 80 % vertreten. Entsprechend der hohen Verfügbarkeit lagestabiler Hartsubstrate war die Mega-Epifauna des Sandclusters durch eine hohe Stetigkeit großer, aufrecht wachsender, kolonialer Arten wie *Alcyonium digitatum* und *Alcyonidium diaphanum* gekennzeichnet. Aber auch der sessile, Kalkröhren bewohnende Dreikantröhrenwurm *Spirobranchus triqueter*, der ausschließlich auf Hartsubstraten siedelt, war hier sehr häufig. Die Fischfauna des Sandclusters wies hingegen mit drei von insgesamt acht Arten eine geringere Artenvielfalt auf als in den anderen Clustern.



In dem Schlickcluster erreichte der Einsiedlerkrebs *Pagurus bernhardus* mit 60 % seine höchste Stetigkeit. Im Vergleich zu den anderen Clustern wies dieses Cluster die Mega-Eipfauna mit der geringsten Artenzahl (17 Taxa) auf, die meist auch nur mit geringer Stetigkeit auftraten.

Tabelle 2: Stetigkeiten des Auftretens (%) der Mega-Epifaunataxa in den vier Habitatclustern (Sand, Schlick, Schill, große Schalen) der Tiefen Rinne, die anhand der Unterwasservideos identifiziert wurden. Stetigkeiten >50 % sind fett hervorgehoben. Die Zahlen in Klammern geben die Zahl der Videos an, die in jedem Cluster jeweils zur Ermittlung der Stetigkeit zur Verfügung standen. Für jedes Cluster sind Anzahl der Taxa, Shannon-Wiener-Diversität und Pielou's Äquität angegeben.

Taxon	Sand (6)	Schlick (5)	Schill (12)	Große Schalen (7)
Porifera				
oranger Schwamm	0,0	20,0	16,7	14,3
gelber Schwamm	50,0	0,0	33,3	42,9
Anthozoa				
<i>Alcyonium digitatum</i>	<b>83,3</b>	40,0	<b>83,3</b>	<b>57,1</b>
<i>Metridium senile</i>	0,0	20,0	8,3	0,0
<i>Urticina felina</i>	50,0	20,0	<b>58,3</b>	<b>100,0</b>
Hydrozoa/Bryoz: <i>diaphanum</i>				
<i>Alcyonidium gelatinosum</i>	<b>100,0</b>	20,0	50,0	28,6
<i>Flustra foliacea</i>	<b>66,7</b>	20,0	33,3	14,3
Hydrozoa/Bryozoa-Aufwuchs	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>
Bivalvia				
Mytilidae	0,0	0,0	8,3	0,0
Polychaeta				
<i>Spirobranchus triqueter</i>	<b>100,0</b>	<b>60,0</b>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>
Crustacea				
<i>Cancer pagurus</i>	50,0	20,0	25,0	<b>71,4</b>
<i>Galathea</i> sp.	16,7	0,0	0,0	14,3
<i>Homarus gammarus</i>	0,0	0,0	0,0	14,3
<i>Necora puber</i>	16,7	0,0	8,3	42,9
<i>Pagurus bernhardus</i>	16,7	<b>60,0</b>	33,3	14,3
<i>Pandalus montagui</i>	16,7	0,0	25,0	42,9
<i>Polydora depurata</i>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>	<b>100,0</b>
<i>Polydora holsatus</i>	16,7	0,0	25,0	42,9
Astroidea				
<i>Asterias rubens</i>	<b>83,3</b>	<b>100,0</b>	<b>83,3</b>	<b>100,0</b>
Pisces				
<i>Agonus cataphractus</i>	0,0	40,0	41,7	28,6
<i>Callionymus</i> sp.	0,0	40,0	16,7	28,6
Lotidae indet.	0,0	0,0	0,0	14,3
<i>Merlangius merlangus</i>	0,0	20,0	0,0	42,9
<i>Microstomus kitt</i>	16,7	0,0	8,3	0,0
<i>Pholis gunellus</i>	50,0	40,0	33,3	<b>85,7</b>
<i>Pleuronectes platessa</i>	0,0	20,0	8,3	0,0
<i>Raniceps raninus</i>	16,7	0,0	0,0	0,0
Anzahl Taxa	18	17	22	22
Shannon-Wiener-Diversität	2,7	2,6	2,8	2,9
Äquität	0,93	0,93	0,91	0,93

Die Artenzahlen der Mega-Epifauna waren mit jeweils 22 Taxa im Schillcluster und im Cluster der großen Schalen am höchsten. Vor allem große Schalen scheinen für decapode Crustaceen eine wichtige Habitatstruktur darzustellen. In diesem Habitatcluster wurden der Taschenkreb *Cancer pagurus* wie auch die Samtkrabbe *Necora puber*, die Schwimmkrabbe *Polybius holsatus* und die Garnele *Pandalus montagui* häufig beobachtet. Auch bildeten die großen Schalen das einzige Cluster, in dem der europäische Hummer *Homarus gammarus* beobachtet wurde.

### *Hydrographie*

Die Temperatur des Wasserkörpers in der Tiefen Rinne schwankte im Jahresverlauf und mit der Wassertiefe. In den Jahren 2012 bis 2023 waren die Wassertemperaturen gegen Ende des Sommers (August, September) am höchsten und überschritten oberflächennah gelegentlich Werte von 20 °C (Abb. 16). Nahe dem Meeresboden lag die Wassertemperatur zu der Zeit zwischen 15 °C und 20 °C. Eine Temperaturschichtung des Wasserkörpers in der Tiefen Rinne trat nur in den Monaten Mai bis August auf, wobei die Schichtung nicht in jedem Jahr ausgeprägt war. Die Thermokline befand sich meist in einer Wassertiefe von ca. 10 - 15 m.

In den Jahren 2012 bis 2023 schwankten die Minimalwerte für die Sauerstoffsättigung des Seewassers in der Tiefen Rinne zwischen 70,2 % (5,77 mg L<sup>-1</sup>) und 93,4 % (8,07 mg L<sup>-1</sup>). Damit war das Seewasser der Tiefen Rinne fast dauerhaft vollständig mit Sauerstoff gesättigt (≥80 % Sättigung). Auf der Station Elbe I lag die minimale Sauerstoffsättigung in sieben von zwölf Jahren oberhalb der Sättigungsgrenze von 80 %; auf der Station P8I war das Seewasser in acht von zwölf Jahren vollständig mit Sauerstoff gesättigt. Die Minimalwerte für die Sauerstoffsättigung traten in den Monaten Juni bis August in Wassertiefen von 14,8 m bis 52,8 m auf. Auf beiden Stationen trat die minimale Sauerstoffsättigung in 6 von 12 Jahren unterhalb einer Wassertiefe von 40 m und damit bodennah auf.

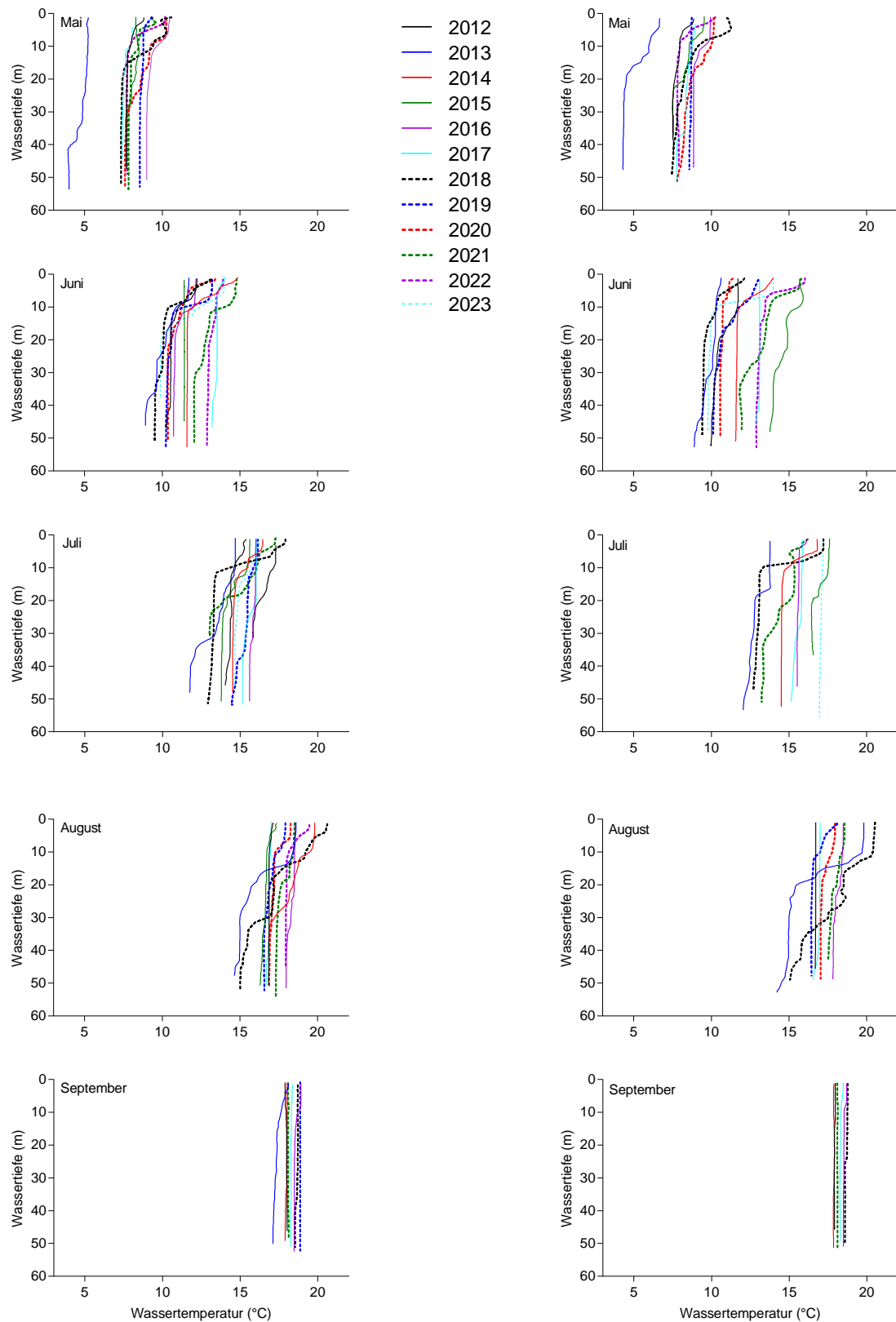


Abb. 16: Tiefenprofile der Wassertemperatur auf zwei Stationen in der Tiefen Rinne (links: Elbe I; rechts: P8I) für die Monate Mai bis September der Jahre 2012 bis 2023. Pro Monat wurde ein CTD-Profil aufgenommen.

### 3.2 Helgoländer Schlickgebiet

#### *Makroinfauna und Sedimente*

Die Clusteranalyse der Makroinfaunadaten ergab eine Auftrennung der Proben in zwei Hauptcluster bei einer Bray-Curtis-Ähnlichkeit von 42,8 % (Abb. 17A). Auf Ebenen höherer Ähnlichkeit kam es mehrfach zur Bildung weiterer Cluster, die teilweise durch einzelne Stationen repräsentiert wurden, was jedoch zur Identifizierung dominanter räumlicher Muster nicht beiträgt. Auch die Principle Coordinates Analysis (PCO) verdeutlicht die grundsätzliche Aufteilung der Stationen in zwei Cluster (Abb. 17B). Dabei erklären die beiden Hauptkoordinaten gemeinsam 48,9 % der Streuung der Daten.

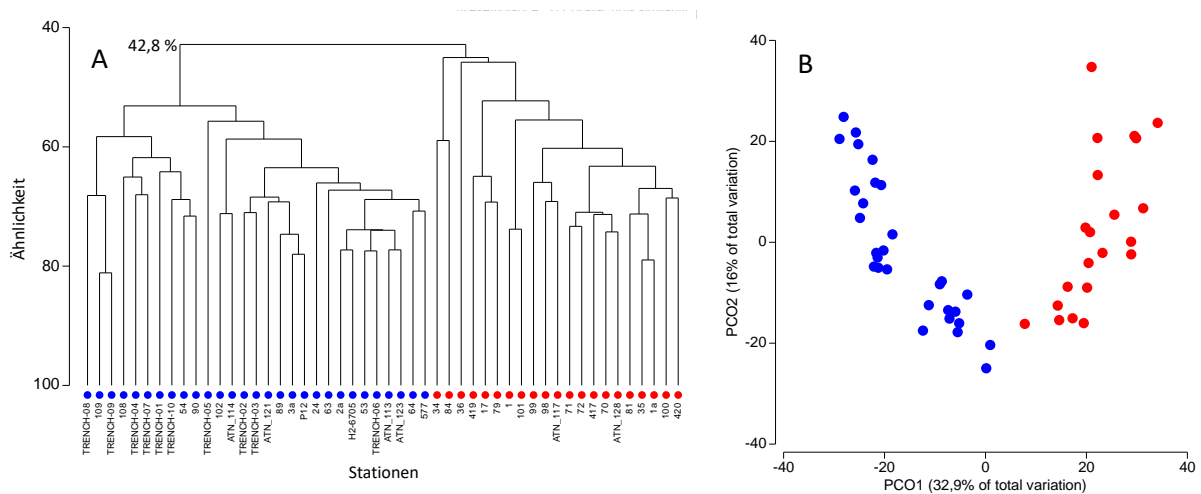


Abb. 17: (A) Ergebnis der Clusteranalyse zur Identifizierung von Infaunaclustern des Helgoländer Schlickgebiets basierend auf Bray-Curtis-Ähnlichkeit. Die zwei Hauptcluster sind farblich markiert. (B) Ergebnis der Principle Coordinates Analysis (PCO) basierend auf Bray-Curtis-Ähnlichkeit zur Visualisierung der strukturellen Ähnlichkeiten der Infaunagemeinschaften des Helgoländer Schlickgebiets. Die zwei anhand der Clusteranalyse identifizierten Hauptcluster sind farblich unterschieden.

Die geographische Zuordnung der Stationen zeigt eine klare räumliche Auftrennung in ein westliches (29 Stationen) und ein östliches (21 Stationen) Cluster (Abb. 18). Entsprechend der in Abb. 18 dargestellten Biotopverteilung wäre das östliche Cluster vollständig dem Biototyp der „circalitoralen Schlickböden“ zuzuordnen, während die westlichen Stationen nahezu vollständig dem Biototyp „küstenferne circalitorale Schlickböden“ zuzuordnen wären. Die Differenzierung dieser beiden Biototypen erfolgt über die Wassertiefe bei einer Tiefengrenze von ca. 30 m.

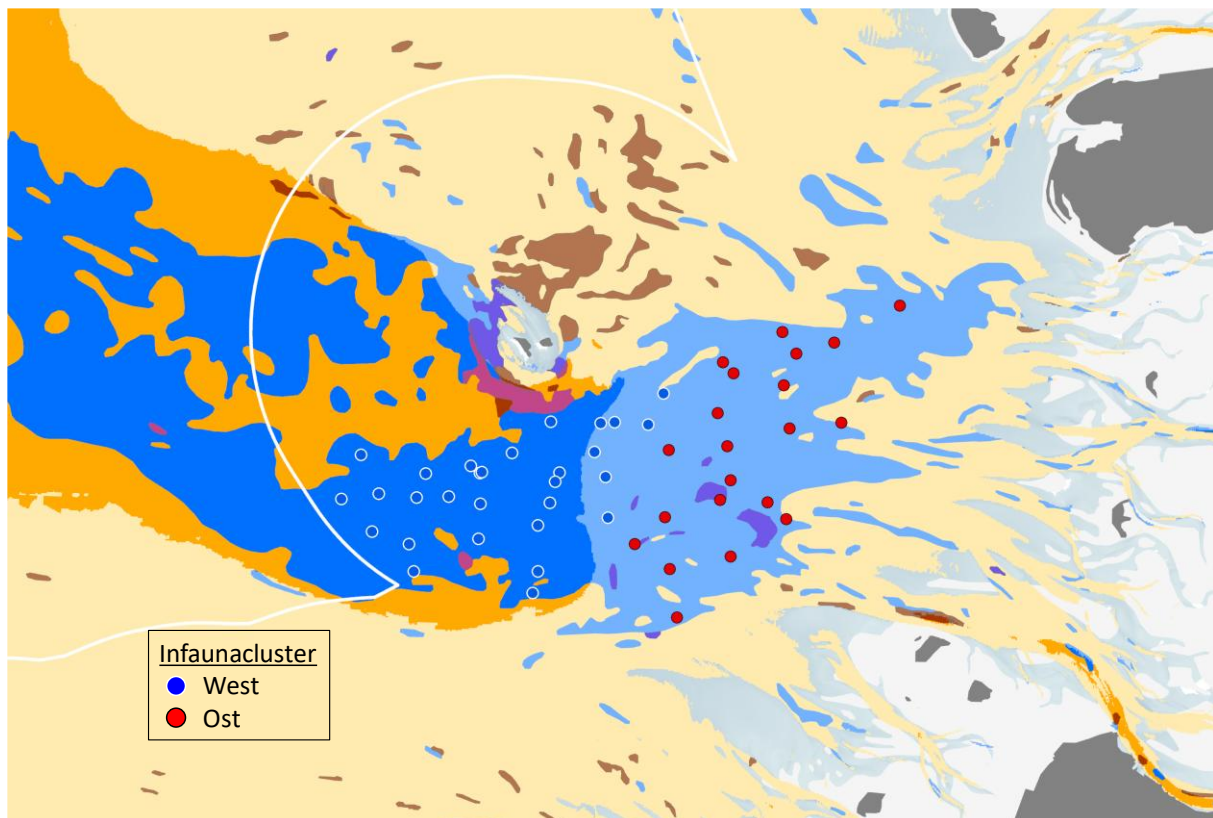


Abb. 18: Verteilung der zwei Infaunacluster über das Helgoländer Schlickgebiet. Die verschiedenen Blautöne markieren unterschiedliche benthische Schlickbiotope: hellblau = circalitorale Schlickböden, dunkelblau: küstenferne circalitorale Schlickböden (broad habitat types gemäß EU SeaMap 2021).

Die Korrelationsanalyse ergab, dass die Ähnlichkeitsmatrizes basierend auf den biologischen (Infauna-) Daten und den Umweltdaten signifikant korrelierten ( $p < 0,01$ ;  $Rho = 0,38$ ). Ein distanzbasiertes lineares Modell zeigte auf, dass die biologischen Daten mit den Umweltparametern Wassertiefe ( $p < 0,01$ ), Korngrößenmedian ( $p = 0,01$ ) und organischer Gehalt des Sediments ( $p = 0,04$ ) korrelierten, während Schlickgehalt ( $p = 0,11$ ) und Sedimentsortierung ( $p = 0,90$ ) nicht mit den biologischen Daten korrelierten. Dabei trug der organische Gehalt des Sediments nur marginal zur Erklärung der Variationen in den biologischen Daten bei. In dem anschließenden sequenziellen Test des distanzbasierten linearen Modells erklärten die Wassertiefe (28,5 %) und Korngrößenmedian (5,9 %) gemeinsam 34,4 % der strukturellen Unterschiede zwischen den Infaunagemeinschaften der beiden Cluster (Abb. 19).

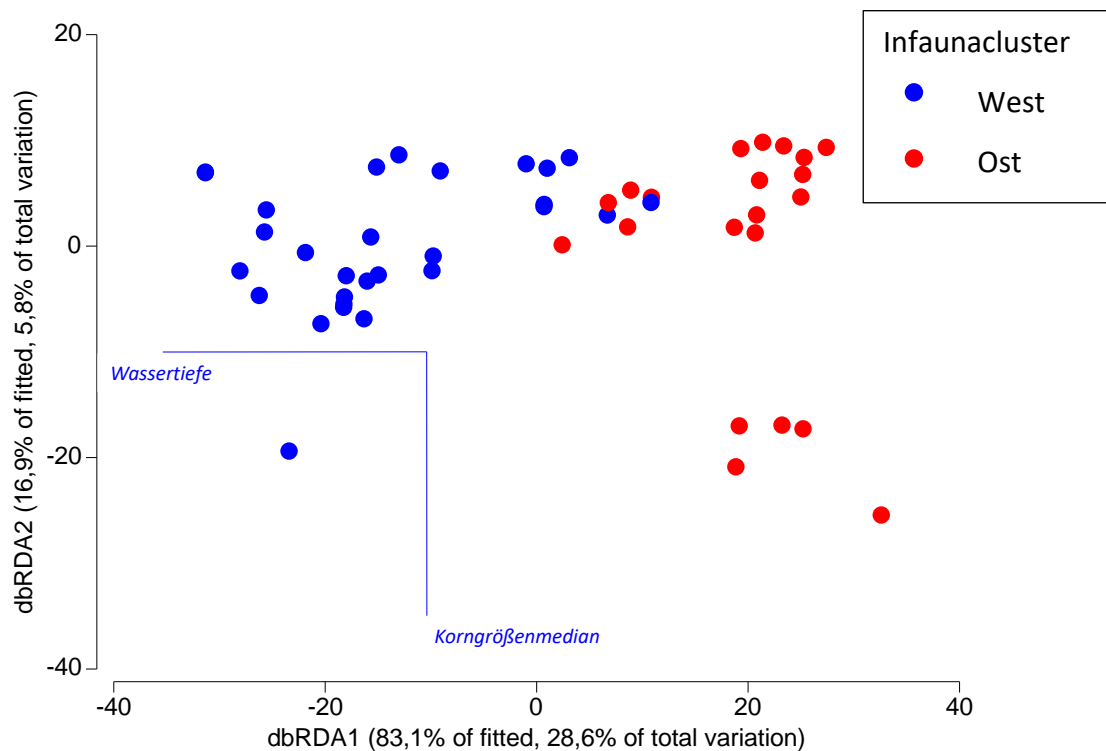


Abb. 19: Ergebnis des distanzbasierten linearen Modells zur Identifizierung der Umweltvariablen, die für die Variationen in den Infaunagemeinschaften des Helgoländer Schlickgebiets verantwortlich sind.

Auf den 29 Stationen des westlichen Clusters wurden insgesamt 124 Infaunaarten identifiziert, während auf den 21 Stationen des östlichen Clusters 120 Arten gezählt wurden (Tab. 3). Die Infaunagemeinschaften beider Cluster wurden durch Polychaeta und Bivalvia dominiert. Die häufigsten Arten im westlichen Cluster waren die Muschel *Kurtiella bidentata*, Hufeisenwürmer (*Phoronis* sp.), der Schlangensterne *Amphiura filiformis* und der Polychaet *Owenia fusiformis*. Die häufigsten Arten im östlichen Cluster waren die Polychaeten *O. fusiformis*, *Scalibregma inflatum* und *Lagis koreni* sowie die Muschel *K. bidentata*.

Beide Infaunacluster wiesen Charakterarten der *Amphiura filiformis*-Assoziation wie auch der *Nucula nitidosa*-Assoziation auf, die beide typisch sind für Schlickböden der südöstlichen Nordsee. Eine eindeutige Zuordnung der Cluster zu jeweils einer der beiden Assoziationen ist nicht möglich.

Tabelle 3: Übersicht über die taxonomische Zusammensetzung der beiden Infaunacluster des Helgoländer Schlickgebiets. Aufgeführt sind Arten mit einer Stetigkeit im Auftreten >50 % mit durchschnittlichen ( $\pm$  Standardabweichung) Abundanz. Af = Charakterart der *Amphiura filiformis*-Assoziation; Nn = Charakterart der *Nucula nitidosa*-Assoziation (Finck et al. 2017).

Cluster West (Stationen: 29; Gesamtartenzahl: 124)			Cluster Ost (Stationen: 21; Gesamtartenzahl: 120)		
Taxon	Abundanz (Ind. m <sup>-2</sup> · 0,1 m <sup>-2</sup> )	Stetigkeit (%)	Taxon	Abundanz (Ind. m <sup>-2</sup> · 0,1 m <sup>-2</sup> )	Stetigkeit (%)
Nemertea			Anthozoa		
Nemertea	2,1 $\pm$ 1,6	82,8	Actiniaria	1,8 $\pm$ 2,3	61,9
Gastropoda			Hydrozoa		
<i>Cylichna cylindracea</i>	2,4 $\pm$ 3,4	55,2	Leptothecata	1,0 $\pm$ 1,2	57,1
<i>Hyala vitrea</i>	7,9 $\pm$ 15,0	58,6	Nemertea		
Bivalvia			Nemertea	4,4 $\pm$ 7,0	76,2
<i>Kurtiella bidentata</i> <sup>Af</sup>	152,4 $\pm$ 130,2	100,0	Bivalvia		
<i>Nucula nitidosa</i> <sup>Nn</sup>	6,6 $\pm$ 7,4	93,1	<i>Abra alba</i> <sup>Nn</sup>	22,3 $\pm$ 19,5	100,0
<i>Phaxas pellucidus</i> <sup>Nn</sup>	5,2 $\pm$ 5,1	82,8	<i>Ensis</i> sp.	15,2 $\pm$ 29,1	57,1
<i>Thyasira flexuosa</i>	5,3 $\pm$ 3,6	93,1	<i>Kurtiella bidentata</i> <sup>Af</sup>	52,7 $\pm$ 36,4	100,0
<i>Varicorbula gibba</i>	32,7 $\pm$ 58,5	93,1	<i>Mya arenaria</i>	12,0 $\pm$ 16,1	76,2
Polychaeta			<i>Nucula nitidosa</i> <sup>Nn</sup>	31,2 $\pm$ 24,0	100,0
<i>Ampharete finmarchica</i>	3,0 $\pm$ 2,6	72,4	<i>Phaxas pellucidus</i> <sup>Nn</sup>	6,0 $\pm$ 7,4	71,4
<i>Anobothrus gracilis</i>	5,4 $\pm$ 7,0	62,1	<i>Varicorbula gibba</i>	12,3 $\pm$ 13,2	90,5
<i>Diplocirrus glaucus</i>	1,0 $\pm$ 1,1	62,1	Polychaeta		
<i>Eunereis longissima</i>	0,7 $\pm$ 0,9	51,7	<i>Ampharete finmarchica</i>	5,0 $\pm$ 4,2	85,7
<i>Galathowenia oculata</i>	2,5 $\pm$ 5,2	51,7	<i>Gattyana cirrhosa</i>	2,9 $\pm$ 4,1	61,9
<i>Glycera alba</i>	2,8 $\pm$ 2,1	82,8	<i>Glycera alba</i>	3,8 $\pm$ 3,1	85,7
<i>Goniada maculata</i>	2,4 $\pm$ 2,3	75,9	<i>Lagis koreni</i>	69,4 $\pm$ 87,0	100,0
<i>Lagis koreni</i>	3,4 $\pm$ 4,0	75,9	<i>Lanice conchilega</i>	19,1 $\pm$ 39,0	90,5
<i>Notomastus latericeus</i>	13,8 $\pm$ 17,0	75,9	<i>Mediomastus fragilis</i>	13,9 $\pm$ 18,6	81,0
<i>Owenia fusiformis</i>	54,2 $\pm$ 67,2	100,0	<i>Nephtys hombergii</i> <sup>Nn</sup>	1,4 $\pm$ 1,9	52,4
<i>Pholoe baltica</i> <sup>Af</sup>	3,5 $\pm$ 3,9	86,2	<i>Notomastus latericeus</i>	40,0 $\pm$ 44,0	90,5
<i>Scalibregma inflatum</i> <sup>Nn</sup>	19,5 $\pm$ 22,5	93,1	<i>Owenia fusiformis</i>	151,4 $\pm$ 140,9	100,0
<i>Spiophanes bombyx</i>	2,4 $\pm$ 2,7	75,9	<i>Pholoe baltica</i> <sup>Af</sup>	4,5 $\pm$ 7,1	81,0
Decapoda			<i>Podarkeopsis helgolandicus</i>	0,8 $\pm$ 0,9	52,4
<i>Callinassa subterranea</i>	1,9 $\pm$ 1,8	75,9	<i>Pseudopolydora pulchra</i>	2,3 $\pm$ 2,6	66,7
<i>Polybius</i> sp.	1,1 $\pm$ 0,9	75,9	<i>Scalibregma inflatum</i> <sup>Nn</sup>	101,8 $\pm$ 124,1	95,2
Cumacea			<i>Scoloplos armiger</i>	7,1 $\pm$ 9,0	71,4
<i>Diastylis laevis</i>	3,0 $\pm$ 2,1	93,1	<i>Spiophanes bombyx</i>	22,9 $\pm$ 33,6	85,7
Phoronida			Phoronida		
<i>Phoronis</i> sp.	100,6 $\pm$ 142,1	100,0	<i>Phoronis</i> sp.	35,3 $\pm$ 61,2	95,2
Ophiuroidea			Ophiuroidea		
<i>Amphiura filiformis</i> <sup>Af,Nn</sup>	100,6 $\pm$ 58,0	100,0	<i>Ophiura albida</i>	6,9 $\pm$ 10,4	52,4
			<i>Ophiura ophiura</i>	10,2 $\pm$ 9,6	95,2
Holothuroidea			Decapoda		
<i>Leptosynapta</i> sp.	1,0 $\pm$ 1,4	58,6	<i>Polybius</i> sp.	0,7 $\pm$ 0,7	57,1
			Amphipoda		
			<i>Hyala vitrea</i>	4,0 $\pm$ 6,0	57,1
			Cumacea		
			<i>Diastylis bradyi</i>	3,4 $\pm$ 2,4	66,7
			<i>Diastylis laevis</i>	4,1 $\pm$ 6,8	71,4

Insgesamt stellte sich die Infaunagemeinschaft des östlichen Infaunacusters als geringfügig artenreicher und individuenreicher dar als die Gemeinschaft des westlichen Clusters (Abb. 20). Die Gesamtabundanz der Makroinfauna war im westlichen Cluster mit durchschnittlich  $572,3 \pm 280,3$  Ind.  $0,1 \text{ m}^{-2}$  ebenfalls etwas niedriger als im östlichen Cluster ( $735,3 \pm 380,6$  Ind.  $0,1 \text{ m}^{-2}$ ) (Abb. 20A). Der Unterschied war jedoch aufgrund der hohen Variabilität innerhalb der Cluster statistisch nicht signifikant ( $t_{48} = 1,75$ ;  $p = 0,09$ ).

Die Artendichte war im östlichen Cluster ebenfalls geringfügig höher als im westlichen Cluster, allerdings war auch dieser Unterschied statistisch nicht signifikant ( $t_{48} = 1,83$ ;  $p = 0,07$ ) (Abb. 20B). Die durchschnittliche Artenzahl der Infauna auf einer Probenfläche von  $0,1 \text{ m}^2$  betrug im westlichen Cluster  $34,5 \pm 7,0$  Arten, während im östlichen Cluster durchschnittlich  $39,0 \pm 10,5$  Arten gezählt wurden.

Die Äquität war im westlichen Cluster signifikant niedriger als im östlichen Cluster ( $t_{48} = 2,63$ ;  $p = 0,01$ ) (Abb. 20C). Sie betrug durchschnittlich  $0,61 \pm 0,09$  im westlichen Cluster und  $0,67 \pm 0,08$  im östlichen Cluster.

Entsprechend war auch die Shannon-Wiener-Diversität im westlichen Cluster niedriger als im östlichen ( $t_{48} = 2,73$ ;  $p < 0,01$ ) (Abb. 20D). Die durchschnittlichen Werte für die Shannon-Wiener-Diversität betrugen  $2,15 \pm 0,37$  für das westliche Cluster und  $2,45 \pm 0,39$  für das östliche Cluster.

Die Margalef-Diversität unterschied sich hingegen nicht zwischen den Gemeinschaften der beiden Cluster ( $t_{48} = 1,3$ ;  $p = 0,20$ ) (Abb. 20E). Die durchschnittliche Margalef-Diversität betrug  $5,37 \pm 1,06$  im westlichen Cluster und  $5,81 \pm 1,34$  im östlichen Cluster.

Auch die Gesamtbiomasse variierte nicht zwischen den Infaunagemeinschaften der beiden Cluster ( $t_{48} = 0,29$ ;  $p = 0,78$ ) (Abb. 20F). In dem westlichen Cluster lag ein extrem hoher Biomassewert vor, der die Variabilität in diesem Cluster deutlich erhöhte. Dieser hohe Biomassewert kam durch das Vorkommen einer einzigen ausgewachsenen Islandmuschel *Arctica islandica* zustande. Auch der Ausschluss dieser Probe für den statistischen Vergleich der Gesamtbiomasse führt nicht zu einem signifikanten Unterschied zwischen den Clustern ( $t_{47} = 0,82$ ;  $p = 0,41$ ). Die durchschnittliche Gesamtbiomasse der Infauna betrug  $31,5 \pm 14,0 \text{ g } 0,1 \text{ m}^{-2}$  im westlichen Cluster und  $35,7 \pm 21,6 \text{ g } 0,1 \text{ m}^{-2}$  im östlichen Cluster.



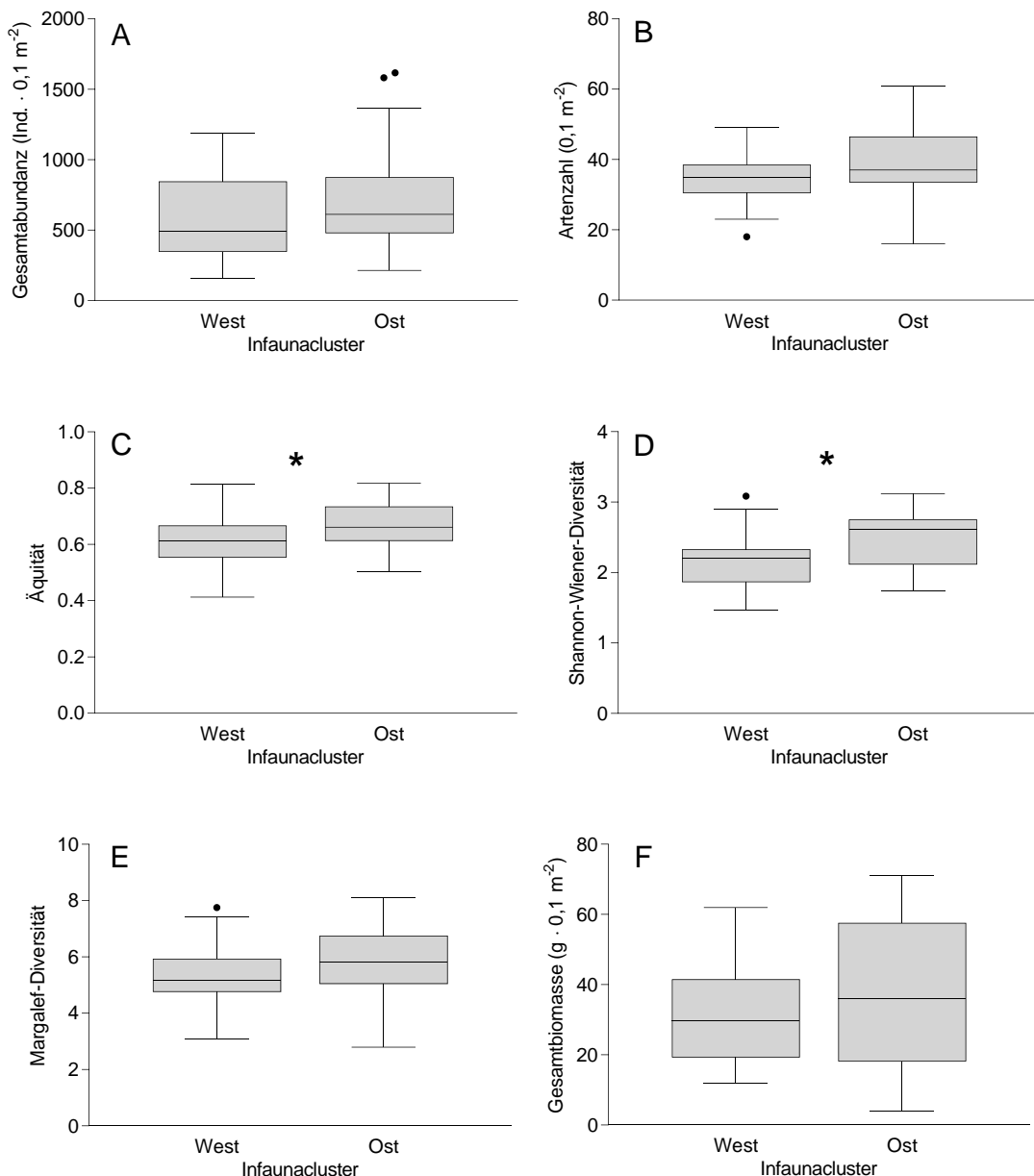


Abb. 20: Univariate Gemeinschaftsdeskriptoren der beiden Infaunacluster des Helgoländer Schlickgebiets: (A) Gesamtabundanz, (B) Artenzahl, (C) Äquität (dimensionslos), (D) Shannon-Wiener-Diversität (dimensionslos), (E) Margalef-Diversität (dimensionslos) und (F) Gesamtbiomasse. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit \* gekennzeichnet.

Die Arten-Arealkurven veranschaulichen, dass das Artenspektrum der Makroinfauna des Schlickgebiets mit dem gewählten Beprobungsaufwand nicht vollständig abgebildet wird (Abb. 21). Für die beiden Infaunacluster West und Ost wie auch für das gesamte Schlickgebiet erreicht die Artenzahl bei der verwendeten Anzahl an Proben bzw. Stationen noch kein Plateau, sondern steigt weiterhin an. Entsprechend können nicht-lineare Regressionsmodelle

zur Beschreibung der Kurven das Plateau, und damit die zu erwartende Gesamtartenzahl, nicht verlässlich abbilden.

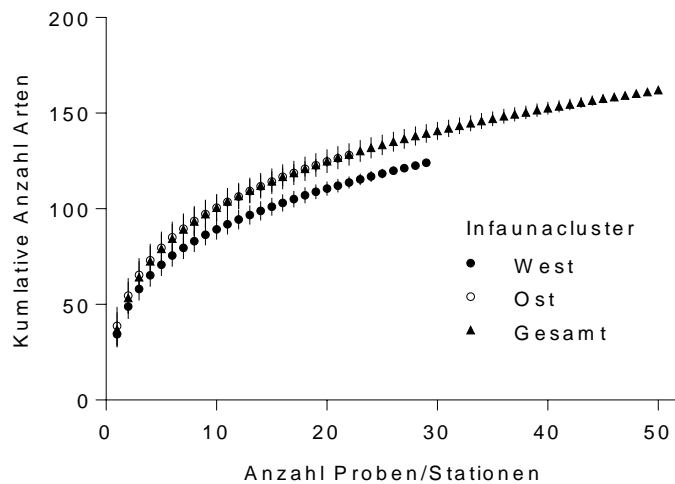


Abb. 21: Arten-Arealkurven für die Infaunacluster West (n = 29) und Ost (n = 21) sowie für die Gesamtheit aller Proben (n = 50) aus dem gesamten Schlickgebiet. 999 Permutationen; Fehlerbalken = Standardabweichung

Die Gebiete der beiden Infaunacluster wiesen ähnliche Sedimenteigenschaften auf (Abb. 22). Es wurden keine statistisch signifikanten Unterschiede im Korngrößenmedian der beiden Gebiete nachgewiesen ( $t_{48} = 0,61$ ;  $p = 0,55$ ) (Abb. 22A). Der mittlere Korngrößenmedian betrug  $72,8 \pm 29,8 \mu\text{m}$  im Gebiet des westlichen Clusters und  $80,0 \pm 53,3 \mu\text{m}$  im Gebiet des östlichen Clusters. Damit sind die Sedimente in beiden Gebieten als Schlick bis sehr feiner Sand zu klassifizieren.

Der Schlickgehalt des Sediments variierte im Gebiet des westlichen Clusters von 10,7 % bis 73,8 % bei einem Mittelwert von  $42,0 \pm 18,7 \%$  (Abb. 22B). Im Gebiet des östlichen Clusters schwankte der Schlickgehalt zwischen 6,6 % und 78,9 % und war mit einem Mittelwert von  $52,1 \pm 19,4 \%$  geringfügig höher als im westlichen Gebiet. Die Unterschiede waren jedoch aufgrund der hohen Streuung statistisch nicht signifikant ( $t_{48} = 1,85$ ;  $p = 0,07$ ).

Die Sortierung der Sedimente war in beiden Gebieten nahezu identisch ( $t_{48} = 0,71$ ;  $p = 0,48$ ) bei Durchschnittswerten von  $\phi = 1,8 \pm 0,4$  im westlichen Gebiet und  $\phi = 1,7 \pm 0,3$  im östlichen Gebiet (Abb. 22C). Damit sind die Sedimente beider Gebiete im Durchschnitt als „schlecht sortiert“ einzustufen.

Der organische Gehalt des Sediments war im östlichen Gebiet mit durchschnittlich  $2,8 \pm 1,3 \%$  höher als im westlichen Gebiet ( $2,0 \pm 1,1 \%$ ) (Abb. 22D). Dieser Unterschied war statistisch signifikant ( $U = 168$ ;  $p < 0,01$ ).

Ein deutlicher Unterschied zwischen den Gebieten der beiden Infaunacluster bestand ferner in der Wassertiefe ( $t_{48} = 11,56$ ;  $p < 0,01$ ) (Abb. 22E). Diese betrug im westlichen Bereich

durchschnittlich  $37,1 \pm 5,6$  m, während die durchschnittliche Wassertiefe im küstennäheren östlich Cluster  $20,6 \pm 3,9$  m betrug.

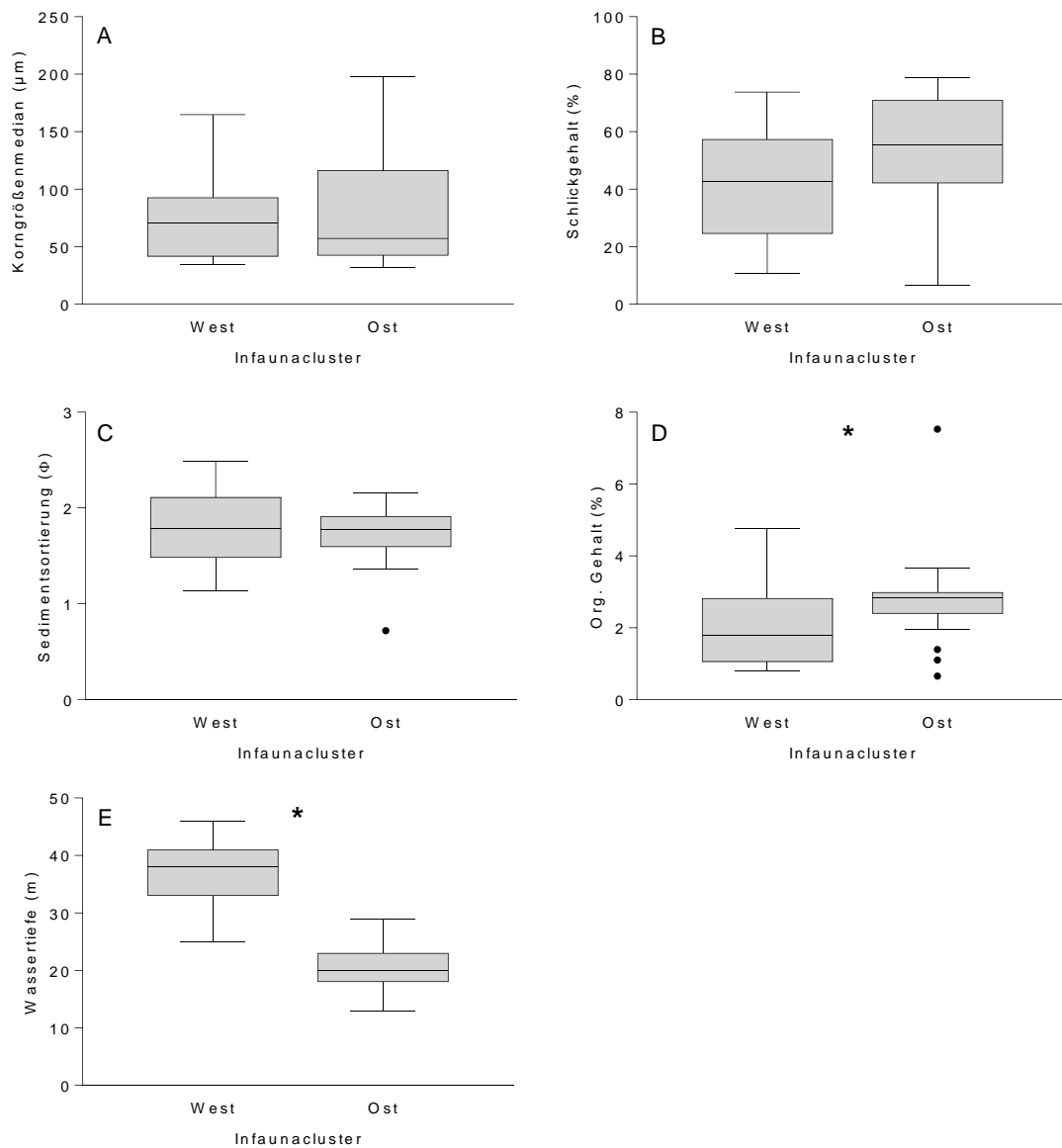


Abb. 22: Umweltparameter auf den Stationen des westlichen (n = 29) und des östlichen (n = 21) Infaunaclusters des Helgoländer Schlickgebiets: (A) Korngrößenmedian, (B) Schlickgehalt, (C) Sedimentsortierung und (D) organischer Gehalt des Sediments sowie (E) Wassertiefe. Statistisch signifikante Unterschiede sind mit \* gekennzeichnet.

### Vergleich mit früheren Studien

Es liegen Daten aus fünf früheren bzw. aktuellen Studien zur Infauna des Helgoländer Schlickgebiets vor (Tab. A II im Anhang). Dabei liegt die Studie von Stripp (1969) am weitesten in der Vergangenheit. Die Proben dieser Studie wurden in den Jahren 1965-1967 genommen.

Somit erfolgten die Studien über einen Zeitraum von fast 60 Jahren verteilt. Die Studien variieren erheblich in ihrem Beprobungsaufwand, aber auch über die Zeiträume, die in den Studien abgedeckt werden. So decken die vorliegenden Daten der AWI-Langzeitreihe einen Zeitraum von 42 Jahren ab, in denen aber stets nur eine und immer dieselbe Station beprobt wurde. Andere Studien decken das Untersuchungsgebiet in der Fläche besser ab, erstrecken sich jedoch nur über ein bzw. wenige Jahre.

Die Gesamtartenzahl der Infauna variierte erheblich zwischen den Studien. Die höchste Artenzahl wurde mit 270 Taxa von Armonies et al. (2013) dokumentiert, von denen 130 Taxa ausschließlich in der Studie gefunden wurden. Die geringste Anzahl an Taxa (56) wurde von Salzwedel et al. (1985) berichtet, mit nur einer Art, die ausschließlich in dieser Studie gefunden wurde. In der aktuellen Studie wurden 170 Taxa identifiziert, von denen 37 Arten zuvor nicht in diesem Untersuchungsgebiet dokumentiert wurden.

Eine direkte Gegenüberstellung der Gesamtartenzahl der Infauna dieser Studie mit den Artenzahlen vorangegangener Studien ist nicht aufschlussreich, da der Beprobungsaufwand zwischen den Studien variiert. Die Arten-Arealkurve aus Abbildung 17 erlaubt einen Vergleich der Artendichte zwischen den Studien. In Abbildung 23 ist die Arten-Arealkurve gemeinsam mit den Artenzahlen der vorangegangenen Studien als Funktion der Probenzahl dargestellt. Es zeigt sich, dass die Artenzahlen von Salzwedel et al. (1985) und des Autökologischen Atlases (IfaÖ & AWI 2008) dicht bei der Kurve liegen, was auf eine ähnliche Artendichte hindeutet. Die Artenzahl von Stripp (1969) liegt geringfügig unterhalb der Kurve, während die Artenzahl von Armonies et al. (2013) weit darüber liegt. Auch auf der Langzeitstation des AWI wurden über die vielen Jahre hinweg deutlich mehr Arten gefunden als in der vorliegenden Studie. Das Verhältnis zur Artenzahl der aktuellen Studie lässt sich jedoch nur unsicher abschätzen, da der Verlauf der Artenarealkurve bei vergleichbarer Probenzahl nicht verlässlich prognostiziert werden kann, da die Kurve noch keine Asymptote erreicht hat.

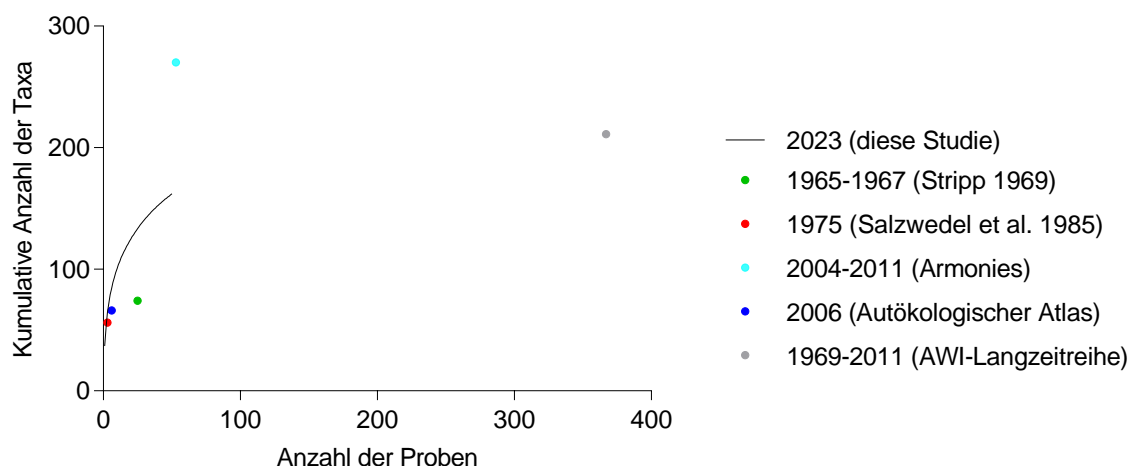


Abb. 23: Artenarealkurve (schwarze Kurve – für Details siehe Abb. 17) für die Infauna des gesamten Helgoländer Schlickgebiets (diese Studie) und die Anzahl der Infaunaarten als Funktion der Anzahl der Proben/Stationen früherer Studien

Die Verteilung der Arten auf die taxonomischen Großgruppen variierte ebenfalls zwischen den Studien ( $\chi^2 = 59,44$ , FG = 30,  $p < 0,01$  – Abb. 24), obwohl die grundlegenden Verteilungsmuster ähnlich waren. In allen Studien waren die Polychaeten die artenreichste Gruppe gefolgt von den Crustaceen, unter denen die Amphipoden die artenreichste Gruppe bildeten. Den geringsten Anteil an dem Gesamtartenspektrum hatten die Polychaeten in der Studie von Armonies et al. (2013), bei dem Crustaceen und Amphipoden sehr artenreich waren. Ebenfalls artenreich waren in allen Studien die Muscheln (Bivalvia). In der aktuellen Studie war der Anteil der Arten, die auf die „sonstigen“ Taxa fallen, höher als in den vorangegangenen Studien, während die Schnecken (Gastropoda) einen geringeren Anteil an der Infaunagemeinschaft aufwiesen als in früheren Studien. In der Studie des Autökologischen Atlases (IfAÖ & AWI 2008) wurde nur eine vergleichsweise geringe Zahl an Amphipodenarten identifiziert.

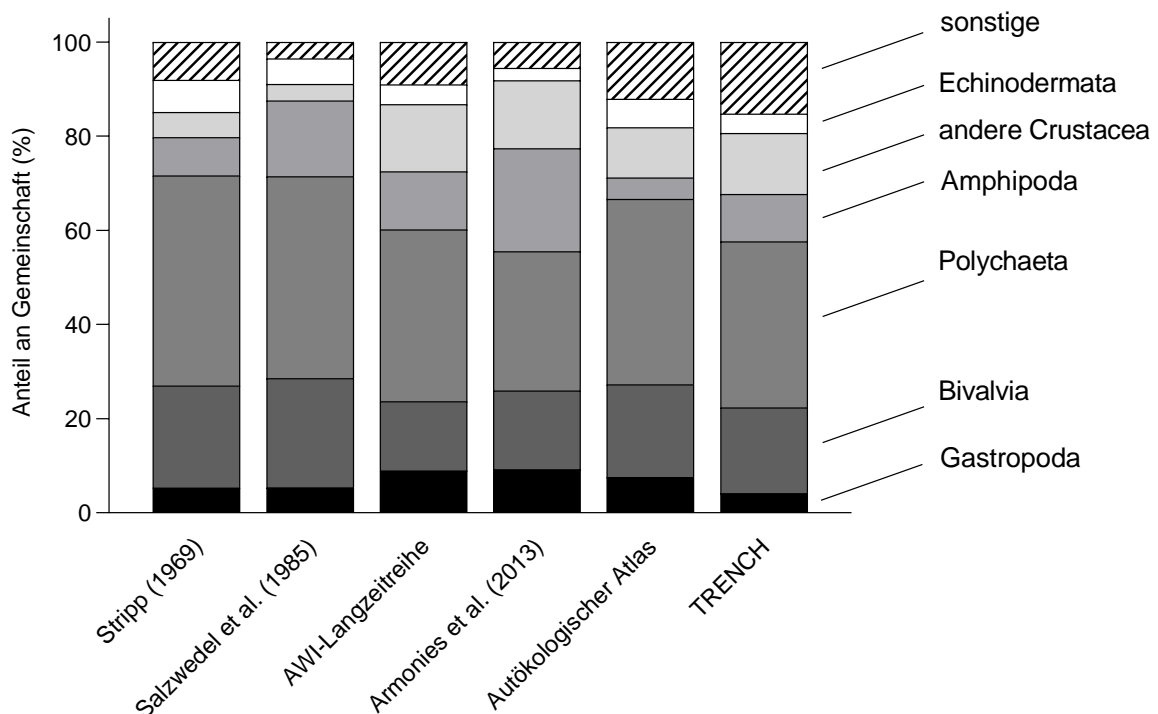


Abb. 24: Prozentuale Verteilung der Arten auf taxonomische Großgruppen in unterschiedlichen Untersuchungen der Infauna im Helgoländer Schlickgebiet

## 4 Diskussion

Die Tiefe Rinne und das Helgoländer Schlickgebiet sind auffällige geomorphologische Strukturen im schleswig-holsteinischen Küstenmeer der Nordsee. Die vorliegende Untersuchung der benthischen Habitate und Organismengemeinschaften beschreiben die Besonderheiten beider Gebiete. Eine deutliche und komplexe Strukturierung der Meeresbodenbiotope sowie arten- und individuenreiche benthische Gemeinschaften weisen auf eine hohe strukturelle Diversität der Gebiete hin. Die Tiefe Rinne bildet aufgrund ihrer Tiefe, Form und biotischer Ausstattung eine einzigartige Struktur in der südöstlichen Nordsee. Gleichzeitig besteht eine strukturelle und funktionelle Verbindung zur Insel Helgoland im Norden und zu den ausgedehnten Schlickgebieten im Süden, wodurch die Tiefe Rinne diese Strukturen des Küstenmeers zu einem Komplex verbindet.

### 4.1 Tiefe Rinne

Im Arbeitsplan dieser Untersuchung wurden vom Auftraggeber, dem Landesamt für Umwelt Schleswig-Holstein, Fragen definiert, die hier explizit als ein Rahmen für die Diskussion der Ergebnisse dieser Studie aufgegriffen und jeweils dem entsprechenden Kapitel vorangestellt werden. Die Fragen können den vier Themenkomplexen Sedimentologie, Hydrografie, Ökologie und Monitoring zugeordnet werden.

#### *Sedimentologie*

##### Fragen:

- Wie verteilen sich die Substrate über das Gebiet der Tiefen Rinne?
- Ist diese Verteilung heterogen oder homogen?
- Gibt es hier ein zufälliges Patch-Muster oder Gradienten?
- Wo konzentrieren sich ggf. die Austernschalen?
- Wie stark ist die Bedeckung mit Austernschalen?
- Befinden sich Austernschalen überwiegend im Sediment oder liegen diese v.a. auf dem Weichboden?

Eine Besonderheit des benthischen Lebensraumes der Tiefen Rinne besteht in der großflächigen Bedeckung des Meeresbodens mit Schill verstorbenen Muscheln und Schnecken. Auch in anderen Bereichen der südöstlichen Nordsee finden sich beachtliche Schillansammlungen am Meeresboden, die die dortigen Meeresbodenbiotope als „artenreiche Kies-, Grobsand- und Schillgründe“ (KGS) ausweisen können, die nach §30 des Bundesnaturschutzgesetzes geschützt sind. Dieser Biotoptyp ist in der deutschen ausschließlichen Wirtschaftszone (AWZ) der Nordsee häufig mit Riffen assoziiert und wird in den FFH-Schutzgebieten Borkum Riffgrund und Sylter Außenriff angetroffen. Die benthischen Gemeinschaften dieses Biotoptyps wurden für beide Gebiete in früheren Arbeiten

beschrieben (Dörjes 1977, Gutow et al. 2022). Die Schillgründe des Sylter Außenriffs werden vorwiegend aus den Schalen kleiner (z.B. Tellinidae) bis mittelgroßer Muscheln (z.B. Cardiidae) gebildet (Abb. 25). Das Zustandekommen dieser Schillgründe ist bisher noch nicht explizit untersucht worden. Das weitgehende Fehlen feinsten Sedimentfraktionen und von Schlick lässt auf erhöhte Strömungsgeschwindigkeiten schließen, die Oberflächensedimente abgetragen und die im Sediment enthaltenen Schalen verstorbener Muscheln freigelegt haben könnten.



Abb. 25: Schillgrund im FFH-Schutzgebiet Sylter Außenriff (Quelle: Gutow et al. 2022)

Die ROV-gestützten Videoaufnahmen des Meeresbodens haben gezeigt, dass in der Tiefen Rinne zwei Typen von Schill unterschieden werden können, die jeweils charakteristische Verbreitungsmuster aufweisen. Im zentralen Bereich mit den größten Wassertiefen findet sich überwiegend mittelgroßer Schill. Diese Schillbedeckung ist durchsetzt von offenen Bereichen, in denen das darunterliegende Sediment an die Oberfläche tritt. Auch hier finden sich Schalen mittelgroßer Muscheln. Hinzu kommt ein hoher Anteil an Bruchstücken von Molluskenschalen, was darauf hindeutet, dass diese Schalen seit längerer Zeit mechanischer Beanspruchung und erosiven Prozessen ausgesetzt waren. Caspers (1939) schlägt eine „Ausräumströmung“ in der Tiefen Rinne vor, die feinsten Sedimente aus der Rinne hinausträgt. Auch auf den ROV-Videos war eine beachtliche bodennahe Strömung zu erkennen. Diese Strömung könnte in der Tiefen Rinne zur Freilegung im Sediment enthaltener Molluskenschalen beitragen, was die großflächige Schillauflage am Grund der Rinne erklären würde. Ferner kann ein Import von Schalenmaterial aus Bereichen außerhalb der Tiefen Rinne mit Strömungen nicht ausgeschlossen werden. Hohe Strömungen können weniger lagestabile Schalen umlagern (Rieux et al. 2018), was erosive Prozesse aufgrund mechanischer Beanspruchung der Schalen fördert (Meldahl & Cutler 1992). Auch die lokale Fauna kann zur Degradation von Molluskenschalen beitragen (Akpan & Farrow 1985).

Zur Dokumentation der Epifauna auf dem Schill wurde dieser in der vorliegenden Untersuchung durch Siebung über ein Sieb mit einer Maschenweite von 20 mm in zwei

Fraktionen unterteilt. Für beide Fraktionen wurden die Gewichte ermittelt, die als Variablen in die multivariate Analyse der Umweltbedingungen eingingen. Ein Ergebnis dieser Analyse war die Identifizierung zweier durch Schill geprägte Umweltcluster, die sich durch ihren Gehalt an der groben Schillfraktion (>20 mm) unterscheiden ließen. Diese beiden Cluster waren innerhalb der Tiefen Rinne räumlich unterschiedlich verteilt. Die Stationen mit dem erhöhten Anteil der gröberen Fraktion waren überwiegend zentral-westlicher anzutreffen, während die Stationen mit dem geringeren Anteil der gröberen Fraktion weiter zum östlichen Hang der Tiefen Rinne zu finden waren. Die Gründe für dieses räumliche Muster sind nicht bekannt.

Den zweiten Schilltyp repräsentieren große Schalen, die vorwiegend von der europäischen Auster *Ostrea edulis* stammen, aber zu einem beachtlichen Anteil auch von der Pferdemoschel *Modiolus modiolus*. Austernschalen fanden sich auch in den zentralen Bereichen der Tiefen Rinne, wo sie vereinzelt zwischen dem übrigen (feineren) Schill auftraten. Der Verbreitungsschwerpunkt der Austernschalen war jedoch entlang des südlichen Abhangs der Tiefen Rinne, was nahelegt, dass hier das Kerngebiet eines ehemaligen Austernvorkommens der Tiefen Rinne angesiedelt war, wobei nicht ausgeschlossen werden kann, dass ein Teil des Schalenmaterial auch aus Bereichen außerhalb der Tiefen Rinne stammt. Am südlichen Abhang der Tiefen Rinne bilden die großen Schalen eine massive, nahezu vollständig geschlossene Auflage mit nur vereinzelt und kleinen freien Bereichen, in denen das darunterliegende Sediment an die Oberfläche tritt. Die spezifische Verteilung der Austernschalen entlang des Südhangs der Tiefen Rinne ist eine neue Erkenntnis, die durch den Einsatz ROV-gestützter bildgebender Verfahren ermöglicht wurde. Eine hohe Lagestabilität der großen und schweren Austernschalen könnte einen Transport in die zentrale Tiefe Rinne verhindert haben, wodurch das Verbreitungsmuster der Austern „konserviert“ wurde. Aus dem Vergleich des Siebrestes aus Greiferproben mit der Verbreitung der rezenten Fauna schloss Caspers (1939) ebenfalls, dass das Verbreitungsmuster der Austernschalen am Grund der Tiefen Rinne das ehemalige Vorkommen dieser Art widerspiegelt. Auch die Austernschalen wiesen eine deutliche Degradation auf, die durch eine Schädigung der Schalen im Zuge eines massiven Befalls der Population mit dem Bohrschwamm *Cliona* sp. begünstigt worden sein könnte (Seaman & Ruth 1997). Ferner waren die Austernschalen ebenso wie der Schill in der zentralen Rinne von einer dünnen und variablen Schicht feinen Detritus' oder Schlicks bedeckt. Diese Auflage war jedoch deutlich weniger stark ausgeprägt als auf anderen ehemaligen Austernbänken nahe Helgoland (siehe z.B. Abb. 1a in Sander et al. 2021), was auf die Hanglage der Austernbank der Tiefen Rinne und den damit verbundenen Strömungsbedingungen zurückzuführen sein könnte. Sander et al. (2021) vermuten, dass in anderen Austernvorkommen die starke Sedimentation feinen Materials die Austern beeinträchtigt haben könnte.

Wurden alle Stationen bei der Analyse berücksichtigt, korrelierte das Gewicht des Schills, das aus den Greiferproben ermittelt wurde, positiv mit der prozentualen Bedeckung des Meeresbodens durch den Schill, die anhand der Standbilder der ROV-Videos quantifiziert wurde. Diese Korrelation bestand jedoch nicht, wenn nur die Stationen der durch Schill geprägten Habitatcluster berücksichtigt wurden. Verschiedene Gründe können für das Fehlen der Korrelation verantwortlich sein. Die ROV-Videos, die entlang von Transekten



aufgenommen wurden, und die punktuellen Sedimentgreifer könnten nicht exakt denselben Standort abgebildet haben, was die Variabilität in der Korrelationsanalyse erhöht hätte. Ferner muss erwartet werden, dass die Gewicht-Flächen-Verhältnisse unterschiedlicher Schillfragmente variiert. Und schließlich erlauben die Standbilder der ROV-Videos nur eine zweidimensionale Quantifizierung der Oberflächenbedeckung ohne Information bezüglich der Mächtigkeit der Schillauflage und dem Vorhandensein von Schill im Sediment, die jedoch im Schillgewicht aus der Greiferprobe abgebildet werden. In den durch Schill geprägten Clustern war die Bedeckung des Meeresbodens stets hoch (70-100 %) bei erheblicher Variabilität des Schillgewichts, was darauf hindeutet, dass der absolute Schillgehalt vor allem an Stationen mit einer besonders mächtigen Schillauflage anhand der ROV-Videos unterschätzt wird. Die Sedimente im zentralen Bereich der Tiefen Rinne waren relativ grob (hoher Korngrößenmedian), wodurch ein Versinken des Schills im Sediment erschwert wird. Feinste Sedimente und Detritus scheinen durch die beachtliche bodennahe Strömung regelmäßig resuspendiert zu werden, so dass der Schill überwiegend auf der Oberfläche des Meeresbodens erwartet werden kann und zu einem geringen Anteil unterhalb der Oberfläche im Sediment.

Zusätzlich zu den durch Schill geprägten Bereichen der Tiefen Rinne wurden ausgedehnte Sedimentflächen mit nur geringem bis keinem Schillgehalt identifiziert. Diese bildeten vor allem die Randbereiche der Rinne, wobei ein charakteristisches Muster unterschiedlicher Sedimente erkennbar wurde. Von Südosten erstreckt sich ein Ausläufer des ausgedehnten Schlickgebietes südlich von Helgoland in das Gebiet der Tiefen Rinne. Dieser Schlick war durch einen hohen organischen Gehalt gekennzeichnet, der zu einem erheblichen Anteil auf Eintrag terrestrischen Materials über Elbe und Weser zurückzuführen ist (Müller et al. 2024). Der westliche und südliche Abhang der Rinne mit seinem geringen Gefälle war durch schlickigen Sand gekennzeichnet. Am steilen Nordhang der Rinne war der Meeresboden durch sandige Sedimente mit geringem organischen Gehalt sowie durch das Vorkommen von Kieseln, Steinen und vereinzelt Felsen charakterisiert. Letztere wiesen die rote Färbung des Buntsandsteins von Helgoland aus, was aufzeigt, dass sie von dem benachbarten Felssockel der Insel stammen.

Die Tiefe Rinne weist somit ein charakteristisches Verteilungsmuster unterschiedlicher Habitat- oder Umweltcluster auf, die durch ihre sedimentologischen Eigenschaften, die Wassertiefe und das Vorkommen von Schill unterschiedlicher Größenfraktionen gekennzeichnet sind. Neben dem dominanten Verteilungsmuster der Hauptcluster wurden weitere, sehr lokale Cluster aufgezeigt, die nach keinem erkennbaren Muster über den zentralen Bereich der Tiefen Rinne verteilt sind und damit die strukturelle Diversität des benthischen Systems der Tiefen Rinne erhöhen. Die für die Ausprägung einer reichen Epifauna erforderlichen großen und lagestabilen Austernschalen waren vor allem am südlichen Hang der Tiefen Rinne angesiedelt, wo sich das Kerngebiet einer früheren Austernbank abzeichnet. In diesem Kerngebiet war der Meeresboden meist vollständig von Muschelschill bedeckt, während in den zentralen Bereichen der Rinne häufig Lücken in der Bedeckung durch feineren Muschelschill auftraten, in denen das Sediment an die Oberfläche trat. Die Austernschalen scheinen dem Sediment überwiegend aufzuliegen, da das darunterliegende grobe Sediment

ein Einsinken der Schalen erschwert und eine beachtliche bodennahe Strömung eine dauerhafte Ablagerung feinen Materials verhindert.

### *Hydrografie*

#### Fragen:

- Wie sind die hydrografischen Bedingungen in der Tiefen Rinne (im Vergleich zu benachbarten Meeresgebieten)?
- Ist es hier kälter, und sind die Bedingungen hier stabiler?
- Wie ist der Sauerstoffgehalt des Bodenwassers, kommt es hier zu lebensfeindlichen Sauerstoff-Defiziten?

Die Voraussetzung für die Ausbildung einer Sauerstoffzehrung in tiefen Bereichen ist eine stabile Schichtung der Wassersäule, die eine effiziente Durchmischung und damit den Transport sauerstoffreichen Oberflächenwassers in die Tiefe verhindert. Die CTD-Daten des Helgoland Reede-Programms zeigten eine thermische Schichtung der Wassersäule nur während der Sommermonate auf, die jedoch nicht in jedem Jahr des Zeitraums 2012-2023 auftrat. Die Thermokline lag zu Zeiten der Schichtung bei einer Wassertiefe von 10-15 m und damit deutlich über dem Meeresboden. Die Schichtung der Wassersäule hatte jedoch keine lebensfeindliche Sauerstoffzehrung zur Folge. Minimalwerte der Sauerstoffsättigung betrugen während des Messzeitraums knapp über 70 %; meist lag die Sauerstoffsättigung jedoch über 80 %. Als mit Sauerstoff gesättigt gilt Meerwasser (je nach Umweltbedingungen) bei einer Sättigung von 80-110 %, während Hypoxie bei einer Sättigung von 1-30 % auftritt. Die Minimalwerte der Sauerstoffsättigung traten nicht beständig in bodennahen Wassertiefen auf, sondern wurden unregelmäßig in unterschiedlichen Wassertiefen beobachtet. Caspers (1939) hatte die Wassertemperatur bereits in den 30er Jahren des 20. Jahrhunderts entlang von Vertikalprofilen in der Tiefen Rinne gemessen und gefolgert, dass der Wasserkörper der Rinne meist gut durchmischt ist, was die Ausbildung einer Sauerstoffarmut entgegenwirkt. Caspers (1939) führte dies auch auf den häufigen Einstrom salzhaltigen Atlantikwassers in die Tiefe Rinne zurück, das durch den Ärmelkanal in die Nordsee eintritt. Die für die vorliegende Untersuchung zur Verfügung gestellten CTD-Daten widerlegen diese Schlussfolgerungen nicht.

### *Ökologie*

#### Fragen:

- Welche In- und Epifauna lebt in der Tiefen Rinne?
- Welchen Mustern/Gradienten/Substratverfügbarkeiten folgt die Verteilung der Fauna?
- Hat sich diese im Vergleich zu früheren Untersuchungen verändert?
- Wie ist der Besatz der Tiefen Rinne mit vagiler Mega-Fauna (z.B. Hummer)?

Die Daten zur Infauna der Tiefen Rinne lagen zum Zeitpunkt des Verfassens dieses Berichts noch nicht vor. Sobald diese Daten vorliegen, werden sie in den Bericht eingearbeitet.

Im nördlichen und zentralen Bereich der Tiefen Rinne bieten der umfangreiche Muschelschill, aber auch Kiesel ein Besiedlungssubstrat für eine artenreiche Gemeinschaft der sessilen Epifauna. Diese wird überwiegend von Moostierchen (Bryozoa) gebildet. Daneben finden sich Schwämme, Hydrozoen, Ascidien, Polychaeten und Crustaceen. Der Artenreichtum der Epifauna korrelierte deutlich mit der Verfügbarkeit von Besiedlungssubstraten, was die Bedeutung des Muschelschills für die Biodiversität der Tiefen Rinne unterstreicht.

Hervorzuheben ist das häufige Vorkommen (hohe Stetigkeit) des Moostierchens *Penetrantia concharum* und des Schwamms *Clione cellata*. Beide Arten bohren in die Schalen verstorbener Schnecken und Muscheln und können so deren Fragmentierung und Degradation begünstigen (Jebram 1972). Die europäische Auster, deren Schalen einen Großteil des gesamten Schills ausmachen, gilt in der südöstlichen Nordsee als funktionell ausgestorben, und auch während dieser Untersuchung wurden keine lebenden Exemplare in der Tiefen Rinne beobachtet. Das Fehlen dieses bedeutenden Produzenten groben Muschelschills wird angesichts des biologisch unterstützten Abbaus des Materials langfristig zu einer Reduzierung des gesamten Schillvorkommens in der Tiefen Rinne führen. Die Dynamik und Geschwindigkeit des Abbaus des Muschelschills ist derzeit nicht abzuschätzen. Sander et al. (2021) fanden bei Helgoland Austernschalen mit einem Alter von rund 4.000 Jahren. Die Bestände der europäischen Auster sind in der südöstlichen Nordsee zu Beginn des 20. Jahrhunderts endgültig zusammengebrochen (Hayer et al. 2019). Auch nach über 100 Jahren ohne Neuproduktion entsprechenden Muschelschills ist die Schillaufgabe zumindest in den Bereichen hoher Schalenkonzentrationen in der Tiefen Rinne noch mächtig, so dass auch längerfristig noch von einer Verfügbarkeit von Besiedlungssubstraten für eine reiche Epifauna ausgegangen werden kann. Eine zusätzliche Reduzierung des Schalenmaterials durch Extraktion oder mechanische Beanspruchung des Schalenmaterials durch grundberührende Aktivitäten sollte jedoch soweit wie möglich minimiert werden, auch um die in der Deutschen Bucht einzigartige assoziierte Fauna grundsätzlich zu schützen.

Der hohe Besatz des Muschelschills der Tiefen Rinne mit einer reichen Epifauna wurde bereits im Rahmen des WRRL-Monitorings aufgezeigt (Kuhlenkamp & Kind 2024). Anhand jährlich genommener Dredgeproben wurden über den Zeitraum von 2011 bis 2023 insgesamt 132 Arten der sessilen Epifauna auf dem Muschelschill der Tiefen Rinne dokumentiert, während in der vorliegenden Studie aus Greiferproben in einem Jahr 71 Arten identifiziert wurden. Bis auf die beiden Bryozoen-Arten *Tubulipora aperta* und *Alcyonidium polyommum* wurden alle Arten der vorliegenden Studie bereits durch das WRRL-Monitoring nachgewiesen. Mit dem van Veen-Greifer wurden in der vorliegenden Untersuchung die häufigen Arten verlässlich nachgewiesen und anhand der gewählten Methode zur Quantifizierung auch als häufig bestätigt. Somit wurde die grobe Struktur der Epifaunagemeinschaft auf Siedlungssubstraten mit der gewählten Methodik repräsentativ abgebildet. Das insgesamt umfangreichere Artenspektrum ergibt sich im WRRL-Monitoring aus dem deutlich längeren Beobachtungszeitraum und dem größeren Probenumfang einer geschleppten Epibenthos-

Dredge. Beides zusammen erhöht die Wahrscheinlichkeit, auch weniger häufige Arten nachzuweisen.

Die Mega-Epifauna der Tiefen Rinne setzte sich aus 27 Arten zusammen, die auf die vier anhand der ROV-Videos definierten Habitatcluster verteilt waren. Die Artenzahlen waren in den durch Schill geprägten Clustern mit jeweils 22 Arten am höchsten. Insgesamt schwankte die Artenzahl jedoch nur geringfügig und war mit 17 Arten im Schlickcluster am niedrigsten. Für einige Taxa deuteten sich Präferenzen für bestimmte Habitate an. Decapode Krebse und Fische erreichten in den Bereichen der Tiefen Rinne mit großen Austernschalen ihre höchste Stetigkeit. Diese Tiere sind durch eine hohe Mobilität gekennzeichnet, was in dem komplex strukturierten Habitat von Vorteil sein kann. Entsprechend waren die großen Austernschalen auch das einzige Habitat, in dem der europäische Hummer *Homarus gammarus* beobachtet wurde. Der Verbreitungsschwerpunkt des Hummers in der Deutschen Bucht ist der Felssockel der Insel Helgoland. Zusätzlich besiedelt der Hummer auch Wracks (Krone & Schröder 2010, Krone et al. 2013). Der Helgoländer Bestand des Hummers ist zur Mitte des 20. Jahrhunderts drastisch zusammengebrochen (Schmalenbach et al. 2011), weshalb die Art in der nationalen Roten Liste als „stark gefährdet“ (Rote Liste-Kategorie 2) eingestuft wird (Rachor et al. 2013). In den vergangenen Jahrzehnten wurden sporadisch Hummer in der Tiefen Rinne gesichtet (L. Gutow, eigene Beobachtungen). Derzeit scheint sich der Bestand des Hummers bei Helgoland und in der südöstlichen Nordsee insgesamt jedoch zu erholen, so dass diese Art in den deutschen Küstengewässern und in der AWZ der Nordsee wieder häufiger gesichtet wird. In den ROV-Videos aus der Tiefen Rinne wurde ein Hummer gesichtet. Unterwasservideos, die im November 2023 erstellt wurden (Ergebnisse hier nicht dargestellt), zeigten drei weitere Individuen in durch groben Schill geprägtem Habitat der Tiefen Rinne. Die Art könnte dort von dem geeigneten, komplexen Habitat, einer guten Nahrungsverfügbarkeit wie auch von der Nähe zum Helgoländer Felssockel profitieren.

Decapode Krebse wurden auch im Sandcluster an Nordhang der Tiefen Rinne verlässlich angetroffen. Dort bilden Kiesel, Steine und Felsen ebenfalls einen reich strukturierten Lebensraum für große, vagile Organismen. Entsprechend ihrer Affinität für komplexe Hartsubstrate sind die in der Tiefen Rinne angetroffenen Großkrebse auch typische und häufige Bewohner von Riffen der südöstlichen Nordsee (Coolen et al. 2015, Michaelis et al. 2019). Aufgrund des Vorkommens lagestabiler Steine und Felsen wies das Sandcluster eine reiche Mega-Epifauna auf, bestehend aus großen, sessilen, koloniebildenden Arten wie *Alcyonium digitatum*, *Alcyonidium gelatinosum* und *Flustra foliacea*, die in diesem Habitat mit der höchsten Stetigkeit auftraten und die auch als Charakterarten für die Kartierung geogener Riffe der Nordsee herangezogen werden (Boedeker & Heinicke 2018).

Fische traten mit hoher Stetigkeit nicht nur in den durch Austernschalen gekennzeichneten Habitaten auf, sondern auch auf schlickigen Sedimenten, die deutlich weniger Schill aufwiesen. Viele demersale Fischarten der südlichen Nordsee ernähren sich von benthischer In- und Epifauna (Ludwig et al. 2024). Diese profitiert vom organischen Gehalt (Detritus) des

Sediments (Lopez & Levinton 1987) und kann somit den Fischen in schlickigem Habitat als reiche Nahrungsquelle dienen.

Der Taschenkrebs *Cancer pagurus* war ebenfalls stetig auf schlickigen Sedimenten anzutreffen. Auf den ROV-Videos wurde *C. pagurus* wiederholt eingegraben in schlickige Sedimente angetroffen. Das Eingraben in weiche Sedimente ist ein häufig beobachtetes Verhalten von Taschenkrebsen (Hall 1991), das das Vorkommen dieser großen Krebse auf dem schlickigen Sediment der Tiefen Rinne erklärt. *Cancer pagurus* ernährt sich karnivor (Lawton & Hughes 1985) und kann sich durch Migration zwischen den benachbarten Habitaten der Tiefen Rinne vielfältige Nahrungsquellen erschließen.

Die häufigste Art der Mega-Epifauna war die Schwimmkrabbe *Polybius depurator*. Franke und Gutow (2004) berichteten in einer Untersuchung des Spektrums der Schwimmkrabben der Tiefen Rinne ebenfalls von einem im Vergleich zu anderen Habitaten der Deutschen Bucht auffälliges Vorkommen von *P. depurator*. Die häufigste Schwimmkrabbenart in der Untersuchung von Franke und Gutow (2004) war jedoch *Polybius holsatus*, die insgesamt die häufigste Schwimmkrabbe in der südöstlichen Nordsee ist (Sonnewald & Türkay 2017). *Polybius holsatus* wurde auch in der vorliegenden Untersuchung der Tiefen Rinne angetroffen, jedoch nur selten.

Arten der vagilen Mega-Epifauna, darunter Großkrebse und demersale Fische, treten in der Tiefen Rinne verlässlich auf. Dabei können die Organismen von der Verfügbarkeit geeigneten Habitats und einem reichen Nahrungsangebot profitieren, die in der Tiefen Rinne in räumlicher Nähe zur Verfügung stehen. Eine mächtige Auflage von Austernschalen scheint für die vagile Mega-Epifauna besonders geeignet zu sein, während große, sessile, koloniebildende Arten der Mega-Epifauna vor allem von den lagestabilen Siedlungssubstraten profitieren, die sie in Form größerer Steine und Felsen in den sandigen Habitaten am nördlichen Abhang der Tiefen Rinne anfinden.

### Monitoring

#### Fragen:

- Ist die Beprobung durch das LfU für die WRRL repräsentativ oder müsste sie angepasst werden?
- Ist mit einer Beeinträchtigung der Tiefen Rinne durch häufiges Dredgen zu rechnen oder ist das Schill-Material gemessen an der Entnahme „unendlich“?
- Müssten Ruhezonen eingerichtet werden, die von einer Probenahme ausgenommen werden?
- Ist es erforderlich und möglich die Beprobung schonender zu gestalten, ohne auf wesentliche Information zu verzichten?
- Welche Monitoring-Strategie (z.B. mit einem mehr in die Fläche gehenden Monitoring alle 6 Jahre) wäre langfristig erforderlich, um Veränderungen feststellen und eine Bewertung der gesamten Tiefen Rinne gewährleisten zu können?

Die regelmäßige Beprobung der Tiefen Rinne zur Erfüllung der Monitoringpflichten gemäß EU Wasserrahmenrichtlinie (WRRL) im Auftrag des Landesamtes für Umwelt Schleswig-Holstein zielt auf die Erfassung der mit Austernschalen am Grund der Tiefen Rinne assoziierten Epifaunaarten ab. Zusätzlich wird in diesem Rahmen die mobile Fauna erfasst, die teilweise mit den Weichböden assoziiert ist. Die jährliche Probenahme des WRRL-Monitorings erfolgt seit 2008 und hat seitdem rund 132 Arten der sessilen Epifauna (Stand: 2023) erfasst (Kuhlenkamp & Kind 2024). Die Kombination unterschiedlicher Methoden der Beprobung des benthischen Lebensraums in der vorliegenden Untersuchung hat Aufschluss über die Verteilung und die Heterogenität der Habitate am Meeresgrund der Tiefen Rinne gegeben. Die Untersuchung zeigte, dass nicht alle Stationen des WRRL-Monitorings in den Bereichen des höchsten Vorkommens großer Austernschalen liegen. Die Beprobung mit der Epibenthos-Dredge bringt jedoch auf allen Stationen ausreichend grobes Schillmaterial hervor, da selbst Bereiche der Tiefen Rinne, die nicht durch eine dichte Schillauflage gekennzeichnet sind, Austernschalen enthalten. Die Tiefe Rinne stellt sich als Teil eines größeren Austernbestandes im Umfeld der Insel Helgoland dar, der mindestens die Tiefe Rinne im Süden und die östlich von Helgoland gelegenen ehemaligen Helgoländer Austernbank (Caspers 1950) umfasste. Entsprechend sind in dem gesamten Gebiet, und damit in allen Habitaten der Tiefen Rinne, Austernschalen zu finden, die jedoch in ihrer Dichte deutlich variieren. Mit der Positionierung der Stationen des WRRL-Monitorings wird nicht ausschließlich das Kernvorkommen des Austernschills in der Tiefen Rinne beprobt. Vielmehr werden Austernschalen aus mehreren Habitaten der Tiefen Rinne berücksichtigt, was der Heterogenität und damit möglicherweise auch der Artenvielfalt der Tiefen Rinne Rechnung trägt. Insofern erscheint das WRRL-Monitoring als repräsentativ unter Berücksichtigung des derzeitigen Ressourcenaufwandes. Von einer Verlegung von Stationen sollte abgesehen werden, um eine langfristige Methodenkonstanz zu wahren.

Das WRRL-Monitoring erfasst nicht die Bereiche des Sandclusters am nördlichen Abhang der Tiefen Rinne. Auch in diesem Biotoptyp wurden in der vorliegenden Untersuchung anhand von ROV-Videos beachtliche Mengen an Austernschalen nachgewiesen. Von einer Ausweitung des WRRL-Monitorings mit der Epibenthos-Dredge in dieses Habitat wird jedoch abgeraten. Das Sandhabitat ist durch eine reiche sessile Mega-Epifauna mit großen, koloniebildenden Arten gekennzeichnet. Eine invasive Beprobung mit der Epibenthos-Dredge wäre in diesem Habitat unweigerlich mit einer mechanischen Beanspruchung verbunden, die erhebliche Schäden an diesen langlebigen Strukturbildnern verursachen würde.

Das Habitat des Sandclusters ist durch seine räumliche Nähe zur Insel Helgoland geprägt, wodurch es als einzigartig in der südöstlichen Nordsee einzustufen ist. Der Zustand und die Entwicklung dieses Habitats und seiner Epifauna sollte daher sorgfältig und regelmäßig dokumentiert werden. Dabei sollten bevorzugt nicht-invasive Methoden wie beispielsweise ROV-Videos zum Einsatz kommen. Langlebige Arten können sensible Anzeiger für langfristige Veränderungen der Meeresumwelt sein (Beauchard et al. 2017). Sie bieten verschiedene Variablen an, die hilfreich sein können, Veränderungen anhand bildgebender Methoden zu dokumentieren, wie z.B. die Besiedlungsdichte und -verteilung sowie Wuchsform und Größe von Kolonien und Individuen. Eine Dokumentation der Makro- und Infauna dieses Biotoptyps

ist mit bildgebenden Methoden nicht möglich. Hierfür sollte ausschließlich der Sedimentgreifer zum Einsatz kommen, der aufgrund seiner Größe und seines punktuellen Einsatzes nur geringfügig invasiv ist.

Auch in anderen Bereichen der Tiefen Rinne sollten nicht-invasive Methoden wie ROV-Videos in ein regelmäßiges Monitoring integriert werden. Anhand bildgebender Methoden wird es möglich sein, langfristige Veränderungen in der Verteilung und Dichte des Muschelschills zu dokumentieren. Es ist nicht zu erwarten, dass sich das grundsätzliche Verteilungsmuster der Habitate des Meeresbodens in der Tiefen Rinne verändern wird. Der Vergleich der Ergebnisse zwischen der vorliegenden Untersuchung und der Studie von Caspers (1939) zeigen übereinstimmende grundsätzliche Verteilungsmuster der Meeresbodenhabitate. Denkbar wäre, dass (z.B. klimabedingte) Veränderungen in den Strömungsbedingungen und in der Primärproduktion zu Veränderungen in der Sedimentationsrate feinsten Materials (Schlick, Detritus) in der Tiefen Rinne führen und damit zu Veränderung in der Rate der Übersedimentation von Muschelschill. Ferner könnten mit optischen Methoden Veränderungen im Ausmaß freier Sedimentbereiche im Muschelschill dokumentiert werden. Muschelschill wird durch Dredgen (z.B. zur Gewinnung von Kursmaterial an der Meeresstation des Alfred-Wegener-Instituts oder durch invasive Monitoringaktivitäten) oder grundberührende Schleppnetzfisherei entfernt. Die Schillauflage am Meeresboden der Tiefen Rinne ist vor allem in durch Austernschalen geprägten Bereichen mächtig und weitgehend geschlossen. Es werden derzeit jedoch keine umfangreichen Bestände lebender großer Mollusken in der Tiefen Rinne angetroffen, die einen Verlust von Schillmaterial durch Entnahme kompensieren könnten. Das Schillmaterial der Tiefen Rinne muss somit als „endlich“ angesehen werden, so dass jede Extraktion von Material einen Verlust von Habitat darstellt. Auch für ein Monitoring der großen vagilen Mega-Epifauna sollten vorrangig nicht-invasive Methoden wie ROV-Videos in Betracht gezogen werden. Die vorliegenden Untersuchungen haben gezeigt, dass sich beispielsweise Großkrebse wie *H. gammarus* und *C. pagurus* mit ROV-Videos verlässlich und quantitativ erfassen lassen. Ein Monitoring dieser Arten kann hilfreich sein für die Abschätzung der Bestandsentwicklung vor dem Hintergrund der sich derzeit abzeichnenden Regeneration des Hummerbestandes in der südöstlichen Nordsee einerseits und der zunehmenden Fischerei auf diese Arten andererseits. Auf den ROV-Videos der vorliegenden Untersuchung wurden nur wenige Hummerindividuen dokumentiert, was zu wenig ist, um ein spezifisches Verteilungsmuster für die Art in der Tiefen Rinne abzuleiten. Sollten sich durch zukünftige Untersuchungen Verbreitungsschwerpunkte für den Hummer oder andere sensible oder gefährdete Arten abzeichnen, wäre in Betracht zu ziehen, den Einsatz invasiven Fanggeräts in diesen Bereichen zu reduzieren bzw. vollständig einzustellen, um in solchen „Ruhezonen“ die Wahrscheinlichkeit der Schädigung dieser großen und langsam wachsenden Tiere zu minimieren. Ein völliger Verzicht auf invasive Methoden der Beprobung hätte hingegen einen unverhältnismäßigen Informationsverlust zur Folge, da die reiche Epifauna auf dem Schill, die charakteristisch ist für die Fauna der Tiefen Rinne, mit bildgebenden Methoden nicht erfasst werden kann. Zumindest eine Reduzierung der Monitoringfrequenz sollte in Betracht gezogen werden, um die mechanische Störung zu minimieren. In wieweit neuartige Methoden, wie beispielsweise die Nutzung von Umwelt-DNA (eDNA), zur Erfassung von Artenspektren geeignet sind, um die Fauna der Tiefen Rinne

und mögliche Veränderungen über die Zeit abzubilden, muss in gezielten Studien untersucht werden.

Der Einsatz des Sedimentgreifers erlaubt die quantitative Beprobung der Makrofauna in den Sedimenten und auf den Besiedlungssubstraten (Muschelschill und Kiesel) am Meeresboden der Tiefen Rinne. Entsprechende Daten können weder mit der Epibenthos-Dredge noch mit ROV-Videos erhoben werden. Daher ist der Einsatz des Sedimentgreifers unerlässlich, um das benthische System der Tiefen Rinne vollständig abzubilden. Hinzu kommt die relativ geringe Invasivität des Sedimentgreifers. Die vorliegende Pilotstudie zur Infauna der Tiefen Rinne zeigte, dass die taxonomische Analyse der Greiferproben aus diesem Gebiet mit einem sehr hohen Bearbeitungsaufwand verbunden ist. Um den Aufwand für ein langfristiges Monitoring mit angemessenem (zeitlichen und finanziellen) Aufwand anzupassen, muss die Stationszahl deutlich reduziert werden. Die hier gewonnenen Kenntnisse zur Strukturierung der Tiefen Rinne werden erlauben, ein Konzept zu entwickeln, das es erlauben wird, die Makrofaunagemeinschaften dieses Gebiets auch mit einer geringeren Anzahl strategisch positionierter Stationen repräsentativ abzubilden. Über die zeitliche Dynamik der Makrofaunagemeinschaften liegen bisher keine Kenntnisse vor, die eine Ableitung einer Monitoringfrequenz erlauben. Daher sollte sich die Frequenz zunächst an die Berichtszeiträume relevanter europäischer Richtlinien zum Meeresschutz orientieren. Mit einer Beprobung innerhalb eines Berichtszeitraumes wird gewährleistet, stets den aktuellen Zustand abzubilden.

#### 4.2 Helgoländer Schlickgebiet

Ein Ausläufer schlickigen Sediments im Südosten der Tiefen Rinne stellt die Verbindung zum Helgoländer Schlickgebiet her. Dieses erstreckt sich südlich von Helgoland nach Osten bis zu den äußeren Bereichen des schleswig-holsteinischen Wattenmeers und nach Westen bis hinein in die deutsche ausschließliche Wirtschaftszone der Nordsee. Die Wassertiefe variierte zwischen den Beprobungsstationen zum Zeitpunkt der Probenahme erheblich von weniger als 20 m im Osten und mehr als 40 m im Westen.

Der Gradient in der Wassertiefe schlug sich auch in der Strukturierung der Infaunagemeinschaft des Schlickgebiets nieder. Bei einer Bray-Curtis-Ähnlichkeit von 42 % trennte sich die Infauna in zwei Hauptcluster, wobei die Wassertiefe als die entscheidende Umweltvariable für die strukturellen Unterschiede der beiden Cluster identifiziert wurde. Auf höheren Ebenen der Ähnlichkeit spalteten sich die beiden Cluster in zahlreiche weitere Cluster auf, die sich strukturell auch statistisch signifikant voneinander unterschieden. Insgesamt erfolgten die Auftrennung der Cluster jedoch auf einem recht hohen Ähnlichkeitsniveau, so dass davon ausgegangen werden kann, dass die sich ergebenden Cluster Variationen derselben Gemeinschaft mit nur geringfügiger Variation darstellen. Diese Variationen waren auf der Basis der vorliegenden Daten nur schwer zu interpretieren und zum Teil vermutlich auch zufälliger Variabilität zuzuschreiben, die erst durch zusätzliche Daten aus einem langfristigen Monitoring verlässlich eingeordnet werden kann.



Die geographische Zuordnung der beiden Hauptcluster zeigt eine deutliche Differenzierung der Infaunagemeinschaften bei einer Wassertiefe von rund 30 Metern. Dies entspricht dem Übergang zwischen den beiden gemäß EU-Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie als „broad habitat types“ definierten Biotoptypen „circalitorale Schlickgründe“ und „küstenferne circalitorale Schlickgründe“, deren Unterscheidung über die Wassertiefe bei einer Tiefengrenze von 30 m erfolgt. Die deutliche Differenzierung der Infaunagemeinschaften bei dieser Tiefengrenze unterstützt somit diese formelle Unterscheidung der Meeresbodenbiotope.

Armonies et al. (2014) identifizierten ebenfalls die 30 m-Tiefenlinie als die kritische Wassertiefe für die Differenzierung benthischer Gemeinschaften in der südöstlichen Nordsee. Die Autoren erklären die tiefenabhängigen strukturellen Veränderungen benthischer Gemeinschaften mit der „Wave Exclusion Hypothesis“ (WEH), nach der benthische Gemeinschaften in flachen Küstengewässern maßgeblich durch die mechanischen Einflüsse von Wellen strukturiert werden, die sich bis auf den Meeresboden auswirken. In größeren Wassertiefen verliert der Einfluss der Wellen an Bedeutung, so dass in tiefen, küstenfernen Gewässern andere, z.B. biologische, Faktoren einen stärkeren Einfluss auf die Struktur benthischer Gemeinschaften ausüben. Gemäß dieser Interpretation unterscheiden Armonies et al. (2014) zwischen den flachen Küstengewässern (<30 m Wassertiefe) und den tiefen Offshore-Gewässern (>30 m Wassertiefe). Dieses Muster wurde von Armonies et al. (2014) für ein größeres Seegebiet nördlich von Helgoland aufgezeigt. Die vorliegende Studie bestätigt den dominanten Einfluss der Wassertiefe bzw. der mit ihr zusammenhängenden Variablen auf die Strukturierung benthischer Gemeinschaften für ein deutlich kleineres, küstennahes Gebiet. Dieses steht aufgrund seiner Lage vor den Mündungen der Flüsse Elbe und Weser unter starkem Einfluss weiterer, zum Teil anthropogener, Umweltfaktoren, die sich ebenfalls strukturierend auf die natürlichen Organismengemeinschaften auswirken können, wie z.B. intensiver Schiffsverkehr, grundberührende Schleppnetzfisherei oder die Verklappung von Hafenschlick an der Tonne E3 südlich von Helgoland.

Die Sedimenteigenschaften waren in den Gebieten der beiden Infaunacuster sehr ähnlich. Das Sediment des küstennahen östlichen Gebiets war durch einen leicht höheren Schlickgehalt und einen höheren organischen Gehalt gekennzeichnet. Der höhere organische Gehalt spiegelt die Nähe zu den Flussmündungen von Elbe und Weser wider, die terrestrisches organisches Material in die Nordsee eintragen, das sich in dem Helgoländer Schlickgebiet anreichert (Müller et al. 2024).

Univariate Deskriptoren der Infaunagemeinschaften, wie Artenzahl, Gesamtabundanz und Gesamtbiomasse variierten nur geringfügig zwischen den Gemeinschaften beider Infaunacuster. Lediglich die Äquität und in der Folge auch die Shannon-Wiener-Diversität waren in dem östlichen Cluster höher als im westlichen. Hinsichtlich der Margalef-Diversität war hingegen nur ein geringfügiger, statistisch nicht signifikanter Unterschied zwischen den beiden Infaunacustern zu verzeichnen.

Die normierte Margalef-Diversität wird als eine Metrik für die Bewertung des regionalen Umweltzustandes der südlichen Nordsee anhand von Infaunagemeinschaften verwendet. Van

Loon et al. (2018) zeigten eine Sensibilität dieser Messgröße gegenüber grundberührender Schleppnetzfischerei auf. Die Normierung erfolgt dabei, indem die ermittelte Margalef-Diversität zu einem Biotop-spezifischen Referenzwert in Bezug gesetzt wird. Referenzwerte werden aus existierenden, möglichst umfangreichen Datensätzen abgeleitet und sollen den Zustand einer ungestörten Gemeinschaft abbilden. Entsprechend werden hierfür die Maximalwerte der Margalef-Diversität aus den existierenden Datensätzen herangezogen. In dem durch das Bundesamt für Naturschutz (BfN) geförderte Benthosmonitoring zur nationalen Umsetzung der EU-Fauna-Flora-Habitatrichtlinie (FFH-Richtlinie) und der EU-Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie (MSRL) werden alle in der deutschen AWZ der Nordsee existierenden benthischen Biotope des Meeresbodens gemonitort. Aus diesem Monitoring sind umfangreiche Datensätze hervorgegangen, aus denen Margalef-Referenzwerte für die verschiedenen Biotope abgeleitet wurden. Die dem Biotop des Helgoländer Schlickgebiets hinsichtlich der benthischen Habitateigenschaften und Infaunaassoziationen dabei ähnlichen Biotope der AWZ sind die „küstenfernen circalitoralen Schlickböden“. Bei Verwendung der aus dem BfN-Monitoring stammenden Referenzwerte ergeben sich normierte Margalef-Diversitäten von 0,76 für das westliche Cluster und 0,83 für das östliche Cluster. Bisher existieren keine Schwellenwerte für unterschiedliche Zustände der benthischen Gemeinschaften. Van Loon et al. (2014) nehmen jedoch eine narrative Einordnung von Ergebnissen vor, die für eine Bewertung übertragen werden können. Normierte Margalef-Diversitäten von ca. 0,78 bis ca. 0,9, was ungefähr den in der vorliegenden Untersuchung ermittelten normierten Werten für das Helgoländer Schlickgebiet entspricht, werden demnach als „relatively high benthic condition“, also als ein relativ guter Zustand, eingestuft. Diese Bewertung erscheint angesichts der starken industriellen Nutzung des Seegebietes fraglich. Ein langfristiges Monitoring wird weiter Aufschluss über den Zustand des Gebiets geben können. Ferner wird es die Berechnung gebietsspezifischer Referenzwerte erlauben, um die Bewertung für das Helgoländer Schlickgebiet zu spezifizieren.

Salzwedel et al. (1985) haben eine umfangreiche Beschreibung der benthischen Gemeinschaften der Deutschen Bucht vorgenommen und diese spezifischen Infaunaassoziationen zugeordnet, die sich über die allgemeine taxonomische Zusammensetzung von Gemeinschaften und dem Vorhandensein spezifischer Charakterarten definieren. Nach Salzwedel et al. (1985) ist die benthische Gemeinschaft des Helgoländer Schlickgebiets der *Nucula nitidosa*-Assoziation zuzuordnen. Das in der vorliegenden Untersuchung ermittelte Artenspektrum lässt keine eindeutige Zuordnung der Infauna dieses Gebiets zu der *Nucula nitidosa*-Assoziation zu. Unter den häufigen Infaunaarten waren Elemente der *Nucula nitidosa*-Assoziation wie auch der *Amphiura filiformis*-Assoziation, die beide charakteristisch sind für schlickige Sedimente der Deutschen Bucht. Bereits in vorangegangenen Arbeiten konnten diese beiden Assoziationen nicht eindeutig unterschieden werden (Fiorentino et al. 2017), was darauf hindeutet, dass beide Assoziationen temporäre Ausprägung derselben Assoziation sein könnten.

Im Vergleich zu den Ergebnissen von Salzwedel et al. (1985) weist die Infauna des Helgoländer Schlickgebiets im Jahr 2023 (die vorliegende Untersuchung) eine deutlich höhere Gesamt-abundanz und Gesamtbiomasse (Feuchtgewicht) auf. In Salzwedel et al. (1985) betrug die

durchschnittliche Gesamtabundanz der Infauna rund 3.800 Ind. m<sup>-2</sup> in der *Nucula nitidosa*-Assoziation und rund 2.200 Ind. m<sup>-2</sup> in der *Amphiura filiformis*-Assoziation. Dem gegenüber stehen Gesamtabundanzen von rund 5.700 bis 7.300 Ind. m<sup>-2</sup> im Helgoländer Schlickgebiet. Die Gesamtbiomasse der Infauna beziffern Salzwedel et al. (1985) auf rund 170 g m<sup>-2</sup> in der *Nucula nitidosa*-Assoziation und 110 g m<sup>-2</sup> in der *Amphiura filiformis*-Assoziation, während diese 315 bis 357 g m<sup>-2</sup> im Helgoländer Schlickgebiet betrug. Die beträchtlichen Unterschiede könnten deutliche Veränderungen der benthischen Fauna auf Schlickgebieten der Deutschen Bucht über die vergangenen Jahrzehnte andeuten. Ein kontinuierliches Monitoring wird jedoch erforderlich sein, um zu beurteilen, ob die Veränderungen einen konsistenten Trend darstellen oder ein Ergebnis zeitlicher Variabilität sind.

Eine Einordnung des Artenreichtums der Infauna des Helgoländer Schlickgebiets des Jahres 2023 wird dadurch erschwert, dass der Beprobungsumfang zwischen einzelnen Studien variiert, was sich auf die Anzahl der gefundenen Arten auswirkt. In der vorliegenden Untersuchung wurden die Daten genutzt, um Arten-Arealkurven zu erstellen, die die Artenzahl in Abhängigkeit vom Beprobungsaufwand darstellen. Dabei zeigte sich, dass sich für diese Kurven für das gesamte Helgoländer Schlickgebiet wie auch für die beiden Infaunacuster isoliert bei der gewählten Anzahl an Proben/Stationen keine asymptotische Annäherung an einen zu erwartenden Maximalwert der Artenzahl abzeichnet. Die zu erwartende Gesamtartenzahl kann daher für die einzelnen Cluster wie auch für die gesamte Fläche des Schlickgebiets anhand der vorliegenden Daten nicht verlässlich abgeschätzt werden. Folglich kann auch der Beprobungsaufwand, der erforderlich ist, um die Infaunagemeinschaften vollständig abzubilden, aus den derzeit verfügbaren Daten noch nicht verlässlich abgeleitet werden. Die Zuordnung der Artenzahlen vorangegangener Studien in diesem Gebiet als Funktion des Beprobungsaufwandes zeigt, dass ein vergleichbarer Beprobungsaufwand häufig ähnliche Artenzahlen hervorgebracht hat. Lediglich der Datensatz von Armonies et al. (2013) weist eine deutlich höhere Artenzahl auf. In jeder der vorangegangenen Studien sind Arten erstmalig für das Helgoländer Schlickgebiet berichtet worden. Auch in der vorliegenden Studie wurden 37 Arten (21,7 %) der insgesamt 170 Taxa erstmalig im Helgoländer Schlickgebiet nachgewiesen, was nach insgesamt fünf vorangegangenen Untersuchungen innerhalb von rund 60 Jahren auf eine erhebliche Dynamik der benthischen Gemeinschaft des Gebiets hindeutet. Funktionell bedeutende Arten wie die Maulwurfskrebse *Callinassa subterranea* und *Upogebia deltaura* wurden hingegen zumindest seit der Jahrtausendwende verlässlich angetroffen. Diese Arten werden zu der grabenden Megafauna gezählt, deren Vorkommen in Schlickgebieten den nach §30 BNatSchG geschützten Biototyp „Schlickgründe mit grabender Megafauna“ ausweist, dessen Vorkommen für verschiedene Schlickgebiete der Deutschen Bucht einschließlich Bereiche des Helgoländer Schlickgebiets prognostiziert wurde (Gutow et al. 2020).

Die benthische Fauna des Helgoländer Schlickgebiets stellte sich in der vorliegenden Untersuchung hinsichtlich Artenzahl, Gesamtindividuenzahl und Biomasse als reich dar. Eine erste Abschätzung basierend auf der Margalef-Diversität der Infauna deutet auf einen relativ guten Umweltzustand des Gebietes hin, was angesichts zahlreicher potenzieller Belastungen jedoch fraglich erscheint. Hier sind weitere Daten und eventuell auch alternative Verfahren

der Zustandsbewertung erforderlich, um zu einer verlässlichen Aussage zu kommen. Das Gebiet ist deutlich nach der Wassertiefe strukturiert, mit einer Zweiteilung der benthischen Gemeinschaft bei einer Wassertiefe von 30 m. Eine weitere, kleinräumigere Strukturierung deutete sich in den Daten an, die aber derzeit nicht hinreichend interpretiert werden kann, da systematisch erhobene Daten zur zeitlichen Variabilität noch nicht vorliegen. Mit dem dieser Studie zugrunde liegenden Beprobungsaufwand konnte das Artenspektrum des Helgoländer Schlickgebiets nicht vollständig abgebildet werden, weder in seiner Gesamtheit noch für die beiden Infaunacluster. Daher kann auf der Grundlage der derzeitigen Daten auch nicht beurteilt werden, welche Arten früherer Untersuchungen möglicherweise aus dem Gebiet verschwunden sind. Ein kontinuierliches Monitoring wird in der Lage sein, das Artenspektrum vollständiger abzubilden. Aufgrund der hohen Artenzahl war die taxonomische Bearbeitung der Proben dieser Pilotstudie mit erheblichem Aufwand verbunden. Dieser ließe sich bei begrenzten Ressourcen für ein kontinuierliches Monitoring durch eine reduzierte Zahl an Stationen anpassen. Der daraus resultierende Verlust an Information wird durch die zeitliche Wiederholung der Kampagne kompensiert, die auch langfristig eine weitgehend vollständige Erfassung des Artenspektrums erlauben wird.

### *Fazit und Empfehlungen*

Die benthischen Lebensräume der Tiefen Rinne und des Helgoländer Schlickgebiets sind einzigartige Lebensräume in der südöstlichen Nordsee, die sensible, gefährdete und funktionell bedeutende Arten beherbergen. Beide Gebiete zeichnen sich durch eine hohe Diversität aus. Während die Tiefe Rinne durch eine Vielfalt unterschiedlicher und komplexer Habitate des Meeresbodens gekennzeichnet ist, besteht die Diversität des Helgoländer Schlickgebiets in einer hohen Artenvielfalt und Individuenzahl der Infauna. Neben stark gefährdeten Arten, wie der Islandmuschel *A. islandica*, wird das Helgoländer Schlickgebiet von funktionell bedeutenden Arten der grabenden Megafauna besiedelt, die durch ihren Beitrag zur Bioturbation und Bioirrigation wichtige biogeochemische Prozesse im Sediment beeinflussen. Natürliche Umweltveränderungen, anthropogene Nutzung und der fortschreitende Klimawandel werden die Struktur und Funktion der benthischen Biotope dieser beiden Gebiete zukünftig verändern. Um diese Veränderungen und ihre Konsequenzen zu verstehen und geeignete Managementmaßnahmen abzuleiten, wird eine langfristige und regelmäßige Überwachung im Rahmen eines Monitorings empfohlen. Die in dieser Studie angewandten Methoden zur Beschreibung der Lebensräume und ihres Arteninventars sind geeignet, zukünftige Veränderungen im Rahmen eines Monitorings zu dokumentieren, wobei der Umfang an die zur Verfügung gestellten Ressourcen angepasst werden muss. Die Kombination unterschiedlicher Methoden in der Tiefen Rinne tragen der Vielfalt der Habitate Rechnung. Der Einsatz nicht-invasiver bildgebender Methoden (ROV-Videos) wird essenziell sein für ein Monitoring des Meeresbodens, ohne die empfindliche dreidimensionale Struktur der Schillaufgabe mechanisch zu beanspruchen und zu stören. Der Einsatz eines Sedimentgreifers erlaubt eine vergleichsweise schonende Erfassung der bisher unzureichend abgebildeten Makrofauna im und auf dem Sediment. Die vorliegende Studie vermittelt ein gutes Verständnis der Verbreitung der unterschiedlichen Habitate der Tiefen Rinne. Auf der

Basis dieses Verständnisses kann die Zahl und Positionierung von Stationen angepasst werden, um so die Erfassung der benthischen Fauna der unterschiedlichen Habitate für ein langfristiges Monitoring zu optimieren. Das bereits seit 2011 stattfindende Monitoring der Tiefen Rinne anhand von Dredge-Proben ist mit mechanischer Beanspruchung verbunden. Es ist jedoch für die vollständige Erfassung der für den durch Muschelschill geprägten Meeresboden so charakteristische Epifauna und ihre zeitliche Variabilität unverzichtbar. Eine Neupositionierung von Stationen dieses Monitorings ist nicht erforderlich. Der Muschelschill wird auf den bisherigen Stationen verlässlich angetroffen, obwohl die Bedeckung mit Schill deutlich zwischen den Habitaten variiert. Dies ist auf die zentrale Lage der Tiefen Rinne entlang früherer Austernvorkommen bei der Insel Helgoland zurückzuführen. Die vorliegenden Daten aus den Greiferproben verdeutlichen das komplexe Mosaik aus unterschiedlichen Sedimenttypen am Meeresboden der Tiefen Rinne. Um also die Tiefe Rinne in ihrer Gesamtheit abzubilden, wird auch bei zukünftigen Untersuchungen ein flächendeckendes Netz von Greiferstationen erforderlich sein.

Die Analyse der Infaunadaten des Helgoländer Schlickgebiets hat aufgezeigt, dass das Artenspektrum der Infauna mit dem gewählten Beprobungsaufwand nicht vollständig abgebildet wird. Der Vergleich mit vorangegangenen Studien deutet an, dass vor allem in langjährigen Studien viele Arten erfasst werden, was auf erhebliche interannuelle Variabilität hindeutet. Es ist also zu erwarten, dass mit zukünftigen Beprobungen das Spektrum erfasster Arten deutlich anwachsen wird. Eine Reduzierung der Stationszahl wird bei gleicher Ressourcenverfügbarkeit angesichts des hohen Aufwandes bei der Bearbeitung der Infaunaproben erforderlich sein. Ein langfristiges Monitoring wird zum besseren Verständnis der Struktur dieses Gebietes und seiner zeitlichen Variabilität beitragen.

## Literatur

Akpan EB, Farrow GE (1985) Shell bioerosion in high-latitude low-energy environments: Firth of Clyde and Lorne, Scotland. *Marine Geology* 67, 139-150. DOI: [https://doi.org/10.1016/0025-3227\(85\)90152-5](https://doi.org/10.1016/0025-3227(85)90152-5)

Alfred-Wegener-Institut Helmholtz-Zentrum für Polar- und Meeresforschung (2023). Marine Stations Helgoland and Sylt operated by the Alfred Wegener Institute Helmholtz Centre for Polar and Marine Research. *Journal of large-scale research facilities*, 8, A184. DOI: <http://dx.doi.org/10.17815/jlsrf-8-184>

Armonies W, Buschbaum C, Hellwig-Armonies M (2013) Species composition and abundance of macrozoobenthos in the SE North Sea [dataset publication series]. PANGAEA, DOI: <https://doi.org/10.1594/PANGAEA.870467>

Armonies W, Buschbaum C, Hellwig-Armonies M (2014) The seaward limit of wave effects on coastal macrobenthos. *Helgoland Marine Research* 68, 1-16. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10152-013-0364-1>

Beauchard O, Veríssimo H, Queirós AM, Herman PMJ (2017) The use of multiple biological traits in marine community ecology and its potential in ecological indicator development. *Ecological Indicators* 76, 81-96. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.01.011>

Berberich D (1989) Vergleichende Untersuchungen zur Artenzusammensetzung, Abundanz und Biomasse des Makrozoobenthos der Helgoländer Tiefen Rinne von 1936/37 und 1988/89. Diplomarbeit Technische Universität Darmstadt, 142 S.

Beermann J, Boos K, Reichert K, Haldin J, Franke, H-D (2010) Zeigereigenschaften Makrozoobenthos (MZB) – Helgoland 2009. MZB-Monitoring und Bewertung nach EU-WRRL. Endbericht an das LLUR-SH. 79 Seiten.

Boedeker D, Heinicke K (2018) BfN-Kartieranleitung für „Riffe“ in der deutschen ausschließlichen Wirtschaftszone (AWZ). Bundesamt für Naturschutz. 29 pp.

Caspers H (1939) Die Bodenfauna der Helgoländer Tiefen Rinne. *Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* 2, 1-112

Caspers H (1950) Die Lebensgemeinschaft der Helgoländer Austernbank. *Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* 3, 119-169

Coolen JWP, Bos OG, Glorius S, Lengkeek W, Cuperus J, van der Weide B, Agüera A (2015) Reefs, sand and reef-like sand: a comparison of the benthic biodiversity of habitats in the Dutch Borkum Reef Grounds. *Journal of Sea Research* 103, 84-92. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.seares.2015.06.010>

Dörjes J (1977) Über die Bodenfauna des Borkum Riffgrundes (Nordsee). *Senckenberg. Maritima* 9, 1-17

Figge K (1981) Karte der Sedimentverteilung in der Deutschen Bucht (No. 2900). Deutsches Hydrographisches Institut, Hamburg

Finck P, Heinze S, Rath U, Riecken U, Ssymank A (2017) Rote Liste der gefährdeten Biotoptypen Deutschland, dritte fortgeschriebene Fassung 2017. Naturschutz und Biologische Vielfalt Heft 156, Bundesamt für Naturschutz Bonn – Bad Godesberg, 637 pp.

Fiorentino D, Pesch R, Guenther C-P, Gutow L, Holstein J, Dannheim J, Ebbe B, Bildstein T, Schroeder W, Schuchardt B, Brey T, Wiltshire KH (2017) A 'fuzzy clustering' approach to conceptual confusion: how to classify natural ecological associations. Marine Ecology Progress Series 584, 17-30. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps12354>

Franke H-D, Gutow L (2004) Long-term changes in the macrozoobenthos around the rocky island of Helgoland (German Bight, North Sea). Helgoland Marine Research 58, 303-310. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10152-004-0193-3>

Gutow L, Günther C-P, Ebbe B, Schückel S, Schuchardt B, Dannheim J, Darr A, Pesch R (2020) Structure and distribution of a threatened muddy biotope in the south-eastern North Sea. Journal of Environmental Management 255, 109876. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jenvman.2019.109876>

Hall SJ, Basford, DJ, Robertson MR, Raffaelli DG, Tuck I (1991) Patterns of recolonisation and the importance of pit-digging by the crab *Cancer pagurus* in a subtidal sand habitat. Marine Ecology Progress Series 72, 93-102. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps072093>

Hayer S, Bick A, Brandt A, Ewers-Saucedo C, Fiege D, Füting S, Krause-Kyora B, Michalik P, Reinicke G-B, Brandis D (2019) Coming and going – historical distributions of the European oyster *Ostrea edulis* Linnaeus, 1758 and the introduced slipper limpet *Crepidula fornicata* Linnaeus, 1758 in the North Sea. PLoS ONE 14, e0224249. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0224249>

Hebbeln D, Scheurle C, Lamy F (2003) Depositional history of the Helgoland mud area, German Bight, North Sea. Geo-Marine Letters 23, 81-90. DOI: <https://doi.org/10.1007/s00367-003-0127-0>

IFAÖ & AWI (2008): Autökologischer Atlas benthischer wirbelloser Tiere in der Deutschen Nord- und Ostsee, Version 1.2. – Institut für Angewandte Ökologie und Alfred-Wegener-Institut für Polar- und Meeresforschung; CD-ROM; im Auftrag des BMU

Jebram, D (1972) Zur Bryozoen-Fauna der deutschen Meeresgebiete und Brackwässer. II. Kalkminierende Bryozoen. Kieler Meeresforschung 28: 78-79.

Krone R, Gutow L, Brey T, Dannheim J, Schröder A (2013). Mobile demersal megafauna at artificial structures in the German Bight – likely effects of offshore wind farm development. Estuarine, Coastal and Shelf Science 125, 1-9. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ecss.2013.03.012>

Krone R, Schröder A (2010). Wrecks as artificial lobster habitats in the German Bight. Helgoland Marine Research 65, 11-16. DOI: <https://doi.org/10.1007/s10152-010-0195-2>

Kuhlenkamp R, Kind B (2024). Makrozoobenthos Helgoland 2020-2023. WRRL Monitoring und EQR-Berechnung. Probenahmen 2023. Endbericht Mai 2024 an LfU-SH. 54 Seiten.

Lawton P, Hughes RN (1985) Foraging behaviour of the crab *Cancer pagurus* feeding on the gastropods *Nucella lapillus* and *Littorina littorea*: comparisons with optimal foraging theory. Marine Ecology Progress Series 27, 143-154. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps027143>

Marcon Y, Purser A (2017) PAPARA(ZZ)I: An open-source software interface for annotating photographs of the deep-sea. SoftwareX 6, 69-80. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.softx.2017.02.002>

Lopez GR, Levinton JS (1987) Ecology of deposit-feeding animals in marine sediments. The Quarterly Review of Biology 62, 235-260. DOI: <https://doi.org/10.1086/415511>

Ludwig KE, Singer A, Kröncke I, Sell AF (2024) Predator-prey trait associations and feeding preferences of demersal fishes in the southern North Sea. Marine Ecology Progress Series 739, 173-190. DOI: <https://doi.org/10.3354/meps14597>

Meldahl KH, Cutler AH (1992) Neotectonics and taphonomy: pleistocene molluscan shell accumulations in the Northern Gulf of California. Palaios 7, 187-197. DOI: <https://doi.org/10.2307/3514929>

Michaelis R, Hass HC, Mielck F, Papenmeier S, Sander L, Gutow L, Wiltshire KH (2019) Epibenthic assemblages of hard-substrate habitats in the German Bight (south-eastern North Sea) described using drift videos. Continental Shelf Research 175, 30-41. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.csr.2019.01.011>

Müller D, Liu B, Geibert W, Holtappels M, Sander L, Miramontes E, Taubner H, Henkel S, Hinrichs K-U, Bethke D, Dohrmann I, Kasten S (2024). Depositional controls and budget of organic carbon burial in fine-grained sediments of the North Sea – the Helgoland mud area as a natural laboratory. Biogeosciences 22, 2541-2567. DOI: <https://doi.org/10.5194/bg-22-2541-2025>

Rachor E (1977) Faunenverarmung in einem Schlickgebiet in der Nähe Helgolands. Helgoländer wissenschaftliche Meeresuntersuchungen 30, 633-651. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02207867>

Rachor E (1980) The inner German Bight – an ecologically sensitive area as indicated by bottom fauna. Helgoländer Meeresuntersuchungen 33, 522-530. DOI: <https://doi.org/10.1007/BF02414776>

Rachor E, Bönsch R, Boos K, Gosselck F, Grotjahn M, Günther C-P, Guský M, Gutow L, Heiber W, Jantschik P, Krieg HJ, Krone R, Nehmer P, Reichert K, Reiss H, Schröder A, Witt J, Zettler ML (2013) Rote Liste und Artenlisten der bodenlebenden wirbellosen Meerestiere. In: Becker N, Haupt H, Hofbauer N, Ludwig G, Nehring S (Red.) Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands, Band 2: Meeresorganismen, Münster (Landwirtschaftsverlag), Naturschutz und Biologische Vielfalt 70, 81-176.

Rieux A, Weill P, Mouaze D, Poirier C, Nechenache F, Perez L, Tessier B (2018) Threshold of motion and settling velocities of mollusk shell debris: influence of faunal composition. Sedimentology 66, 895-916. DOI: <https://doi.org/10.1111/sed.12521>



Salzwedel H, Rachor E, Gerdes D (1985) Benthic macrofauna communities on the German Bight. Veröffentlichungen des Instituts für Meeresforschung Bremerhaven 20, 199-267

Sander L, Hass HC, Michaelis R, Groß C, Hausen T, Pogoda B (2021) The late Holocene demise of a sublittoral oyster bed in the North Sea. PlosONE 16, e0242208. DOI: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0242208>

Schmalenbach I, Mehrtens F, Janke M, Buchholz F (2011) A mark-recapture study of hatchery-reared juvenile European lobsters, *Homarus gammarus*, released at the rocky island of Helgoland (German Bight, North Sea) from 2000 to 2009. Fisheries Research 108, 22-30. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.fishres.2010.11.016>

Seaman MN, Ruth M (1997) The molluscan fisheries of Germany. In: MacKenzie CL Jr, Burrell VG Jr, Rosenfield A, Hobart WL (Hrsg.) The History, Present Condition, and Future of the Molluscan Fisheries of North and Central America and Europe, Volume 3, Europe. US Dep. Commer., NOAA Technical Report NMFS 129. Seattle (WA): U.S. Department of Commerce, 57-84

Sonnewald M, Türkay M (2017). Composition of the epibenthic decapod crustacean megafauna of the German exclusive economic zone: comparison and analysis of past and recent surveys. Crustaceana 90, 1193-1200. DOI: <https://doi.org/10.1163/15685403-00003642>

Störmer R, Wichels A, Gerds G (2013) Geo-Chip analysis reveals reduced functional diversity of the bacterial community at a dumping site for dredged Elbe sediment. Marine Pollution Bulletin 77, 113-122. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.10.022>

Stripp K (1969) Die Assoziationen des Benthos in der Helgoländer Bucht. Veröffentlichungen des Instituts für Meeresforschung Bremerhaven 12, 95-141

Van Loon WMGM, Walvoort DJJ, van Hoey G, Vina-Herbon C, Blandon A, Pesch R, Schmitt P, Scholle J, Heyer K, Lavaleye M, Phillips G, Duineveld GCA, Blomqvist M (2014) A regional benthic fauna assessment method for the Southern North Sea using Margalef diversity and reference value modelling. Ecological Indicators 89, 667-679. DOI: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.09.029>

Wei, B, Müller D, Kusch S, Niu L, Hefter J, Sander L, Hanz U, Mollenhauer G, Jia G, Kasten S, Holtappels M (2025) Twice the global average carbon burial efficiency in the Helgoland Mud Area of the North Sea: insights into carbon sequestration in small-size depocenters on sand-dominated shelves. Chemical Geology 681, 122712. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.chemgeo.2025.122712>

Wentworth CK (1922) A scale of grade and class terms for clastic sediments. Journal of Geology 30, 377-392. DOI: <https://doi.org/10.1086/622910>

Wiltshire KH, Manly BFJ (2004) The warming trend at Helgoland Roads, North Sea: phytoplankton response. Helgoland Marine Research 58, 269-273. DOI: <https://doi.org/10.1086/62291010.1007/s10152-004-0196-0>

## Anhang

Tabelle A I: Artenspektrum der benthischen Makrofauna der Tiefen Rinne in drei Studien. Vorkommen sind mit x markiert; die Anzahl der Taxa pro Großgruppe ist jeweils fettgedruckt angegeben. Die Infaunadaten aus der vorliegenden Studie lagen zum Zeitpunkt des Verfassens des Berichts noch nicht vor. Diese werden eingearbeitet, sobald sie vorliegen.

Taxon	Caspers 1939	Berberich 1989	TRENCH 2023
Anzahl der Proben	25	25	
<b>Foraminifera</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	
<i>Astrorhiza limicola</i>	x		
<b>Cnidaria</b>	<b>8</b>	<b>3</b>	
<b>Anthozoa</b>	<b>4</b>	<b>2</b>	
<i>Actinothoe anguicoma</i>	x		
<i>Alcyonium digitatum</i>	x		
<i>Edwardsia</i>		x	
<i>Peachia hastata</i>	x		
<i>Synarachnactis lloydii</i>	x	x	
<b>Hydrozoa</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	
<i>Hartlaubella gelatinosa</i>	x		
<i>Hydrallmania falcata</i>	x		
Hydrozoa		x	
<i>Leuckartiara octona</i>	x		
<i>Sertularia cupressina</i>	x		
Tubulariidae			
<b>Nemertini</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	
<i>Oerstedia dorsalis</i>	x		
<i>Siphonenteron bilineatum</i>	x		
Nemertini		1	
<i>Cerebratulus fuscus</i>	x		
<i>Cerebratulus marginatus</i>	x		
<b>Mollusca</b>	<b>20</b>	<b>28</b>	
<b>Polyplacophora</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	
<i>Leptochiton asellus</i>	x		
<b>Gastropoda</b>	<b>6</b>	<b>8</b>	
<i>Acteon tornatilis</i>		x	
<i>Buccinum undatum</i>	x	x	
<i>Cylichna cylindracea</i>	x	x	
<i>Epitonium clathrus</i>	x	x	
<i>Euspira nitida</i>	x	x	
<i>Peringia ulvae</i>		x	
<i>Rissoa parva</i>		x	
<i>Steromphala tumida</i>	x	x	
<i>Turritellinella tricarinata</i>	x		
<b>Bivalvia</b>	<b>13</b>	<b>20</b>	
<i>Abra alba</i>	x	x	

<i>Abra nitida</i>		x
<i>Acanthocardia echinata</i>		x
<i>Arctica islandica</i>	x	x
<i>Chamelea striatula</i>		x
<i>Cochlodesma praetenue</i>		x
<i>Fabulina fabula</i>		x
<i>Gari fervensis</i>		
<i>Hiatella arctica</i>		x
<i>Kurtiella bidentata</i>	x	x
<i>Modiolus modiolus</i>	x	
<i>Mya</i> sp.	x	
<i>Mya truncata</i>	x	x
<i>Mytilus edulis</i>		x
<i>Nucula nitidosa</i>	x	x
<i>Nucula nucleus</i>	x	x
<i>Phaxas pellucidus</i>	x	x
<i>Spisula elliptica</i>		x
<i>Spisula solida</i>	x	
<i>Spisula subtruncata</i>	x	x
<i>Tellinomya ferruginosa</i>	x	x
<i>Thracia phaseolina</i>		x
<i>Thyasira flexuosa</i>		x
<i>Timoclea ovata</i>	x	x
<i>Varicorbula gibba</i>	x	
<b>Sipuncula</b>	<b>1</b>	<b>0</b>
<i>Golfingia (Golfingia) margaritacea</i>	x	
<b>Echiura</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Echiurus echiurus</i>		x
<b>Annelida</b>	<b>39</b>	<b>63</b>
<b>Polychaeta</b>	<b>39</b>	<b>63</b>
<i>Alentia gelatinosa</i>	x	
<i>Alitta virens</i>		x
<i>Ampharete finmarchica</i>		x
<i>Ampharete grubei</i>	x	
<i>Amphictene auricoma</i>	x	
<i>Anobothrus gracilis</i>		x
<i>Aonides paucibranchiata</i>		x
<i>Aphelochaeta marioni</i>		x
<i>Aphrodita aculeata</i>	x	x
<i>Capitella minima</i>		x
<i>Chaetozone setosa</i>	x	
<i>Chone</i> sp.		x
<i>Chone duneri</i>		x
<i>Cirratulidae</i>		x
<i>Diplocirrus glaucus</i>	x	x

<i>Enipo kinbergi</i>		X
<i>Eteone longa</i>	X	X
<i>Eumida punctifera</i>		X
<i>Eunereis longissima</i>	X	X
<i>Eusyllis blomstrandii</i>		X
<i>Galathowenia oculata</i>		X
<i>Gatthyana cirrhosa</i>	X	
<i>Gattyana</i> sp.		X
<i>Gattyana cirrhosa</i>	X	X
<i>Glycera alba</i>	X	
<i>Glycera capitata</i>	X	X
<i>Glycinde nordmanni</i>	X	X
<i>Goniada maculata</i>	X	X
<i>Harmothoe</i> sp.		X
<i>Harmothoe ciliata</i>	X	X
<i>Hypania invalida</i>		X
<i>Lagis koreni</i>	X	X
<i>Lanice</i> sp.		X
<i>Lanice conchilega</i>	X	X
<i>Lepidonotus squamatus</i>	X	
<i>Lysilla loveni</i>		X
<i>Magelona alleni</i>		X
<i>Malacoceros fuliginosus</i>		X
<i>Malmgrenia lunulata</i>	X	X
<i>Nephtys caeca</i>	X	X
<i>Nephtys cirrosa</i>	X	
<i>Nephtys hombergii</i>	X	X
<i>Nereis elitoralis</i>		X
<i>Nicolea zostericola</i>		X
<i>Notomastus latericeus</i>	X	X
<i>Ophelia limacina</i>	X	X
<i>Ophelina acuminata</i>	X	X
<i>Owenia fusiformis</i>	X	X
<i>Oxydromus flexuosus</i>	X	
<i>Pherusa plumosa</i>	X	X
<i>Pholoe minuta</i>	X	X
<i>Phyllodoce</i> sp.		X
<i>Phyllodoce groenlandica</i>	X	X
<i>Phyllodoce lineata</i>		X
<i>Phyllodoce maculata</i>		X
<i>Phyllodoce mucosa</i>		X
<i>Phyllodoce rosea</i>		X
<i>Poecilochaetus serpens</i>		X
<i>Polycirrus</i> sp.		X
<i>Polycirrus aurantiacus</i>		X
<i>Polycirrus medusa</i>	X	X

<i>Protodorvillea kefersteini</i>		x
<i>Pseudopolydora pulchra</i>	x	x
<i>Pygospio elegans</i>		
<i>Sabella pavonina</i>	x	
<i>Sabellaria spinulosa</i>	x	
<i>Scalibregma inflatum</i>	x	x
<i>Scolelepis bonnier</i>		x
<i>Scoletoma laurentiana</i>	x	
<i>Scoloplos armiger</i>	x	x
<i>Sphaerodorum gracilis</i>	x	x
<i>Sphaerosyllis hystrix</i>		x
<i>Spio filicornis</i>		x
<i>Spiophanes bombyx</i>		x
<i>Spirobranchus triqueter</i>		x
<i>Sthenelais limicola</i>		x
<i>Terebellides stroemi</i>	x	x
<b>Chelicerata</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<b>Pycnogonida</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
Pycnogonida		x
<b>Crustacea</b>	<b>17</b>	<b>41</b>
<b>Cirripedia</b>	<b>1</b>	<b>1</b>
Balanidae		x
<i>Balanus crenatus</i>	x	
<b>Decapoda</b>	<b>10</b>	<b>10</b>
<i>Callinassa subterranea</i>	x	x
<i>Cancer pagurus</i>	x	x
<i>Carcinus maenas</i>		x
<i>Crangon allmanni</i>	x	x
<i>Crangon crangon</i>		x
<i>Ebalia cranchii</i>	x	
<i>Eualus cranchii</i>		x
<i>Galathea intermedia</i>	x	x
<i>Pagurus bernhardus</i>	x	x
<i>Pisidia longicornis</i>	x	
<i>Polybius</i> sp.		x
<i>Polybius holsatus</i>	x	
<i>Polybius pusillus</i>	x	
<i>Thia scutellata</i>		x
<i>Upogebia deltaura</i>	x	
<b>Mysida</b>	<b>0</b>	<b>5</b>
<i>Gastrosaccus spinifer</i>		x
Mysida		x
<i>Praunus inermis</i>		x
<i>Schistomysis kervillei</i>		x
<i>Schistomysis spiritus</i>		x
<b>Amphipoda</b>	<b>5</b>	<b>17</b>

<i>Ampelisca brevicornis</i>	x	x
<i>Ampelisca diadema</i>	x	x
<i>Ampelisca spinipes</i>	x	
<i>Amphilochus manudens</i>		x
<i>Apolochus neapolitanus</i>		x
<i>Autonoe longipes</i>	x	x
<i>Cheirocratus sundevallii</i>		x
<i>Corophium</i> sp.		x
<i>Dyopedos porrectus</i>		x
<i>Gammaropsis</i> sp.		x
<i>Megaluropus agilis</i>		x
<i>Nototropis swammerdamei</i>		x
<i>Pariambus typicus</i>		x
<i>Photis longicaudata</i>	x	x
<i>Phoxocephalus holbolli</i>		x
<i>Stenothoe marina</i>		x
<i>Synchelidium haplocheles</i>		x
<i>Unciola planipes</i>		x
<b>Cumacea</b>	<b>1</b>	<b>7</b>
<i>Diastylis bradyi</i>		x
<i>Diastylis laevis</i>		x
<i>Diastylis rathkei</i>	x	x
<i>Diastylis rugosa</i>		x
<i>Eudorella truncatula</i>		x
<i>Iphinoe trispinosa</i>		x
<i>Pseudocuma (Pseudocuma)</i> <i>simile</i>		x
<b>Isopoda</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Janira maculosa</i>		x
<b>Priapulida</b>	<b>1</b>	<b>0</b>
<i>Priapulus caudatus</i>	x	
<b>Phoronida</b>	<b>1</b>	<b>1</b>
<i>Phoronis</i> sp.		x
<i>Phoronis muelleri</i>	x	
<b>Bryozoa</b>	<b>2</b>	<b>0</b>
<i>Crisia eburnea</i>	x	
<i>Flustra foliacea</i>	x	
<b>Echinodermata</b>	<b>9</b>	<b>10</b>
<b>Asteroida</b>	<b>2</b>	<b>1</b>
<i>Asterias rubens</i>	x	x
<i>Astropecten irregularis</i>	x	
<b>Ophiuroida</b>	<b>2</b>	<b>4</b>
<i>Acrocynida brachiata</i>		x
<i>Amphipholis squamata</i>		x
<i>Amphiura filiformis</i>	x	x
<i>Amphiuridae</i>		x

<i>Ophiura albida</i>	x	x
<b>Echinoida</b>	<b>3</b>	<b>4</b>
<i>Brissopsis lyrifera</i>		x
<i>Echinocardium cordatum</i>	x	x
<i>Echinocyamus pusillus</i>	x	x
<i>Psammechinus miliaris</i>	x	x
<b>Holothuroidea</b>	<b>2</b>	<b>1</b>
Holothuroidea		x
<i>Leptopentacta elongata</i>	x	
<i>Thyone fusus</i>	x	
<b>Tunicata</b>	<b>1</b>	<b>0</b>
<b>Ascidacea</b>	<b>1</b>	<b>0</b>
<i>Dendrodoa grossularia</i>	x	
<b>Cephalocordata</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Branchiostoma lanceolatum</i>		x
<b>Gesamt</b>	<b>104</b>	<b>150</b>

Tabelle A II: Artenspektrum der Makroinfauna des Helgoländer Schlickgebiets in unterschiedlichen Studien seit 1965

	Stripp (1969)	Salzwedel et al. (1985)	AWI Langzeit	Armonies et al. (2013)	Autökologisch- er Atlas	TRENCH
Zeitraum der Untersuchung	1965- 1967	1975	1969- 2011	2004- 2011	2006	2023
Anzahl der Proben	25	3	367	53	6	50
<b>Cnidaria</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>8</b>	<b>2</b>	<b>4</b>	<b>11</b>
<b>Anthozoa</b>	<b>3</b>	<b>1</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>3</b>
<i>Actinia</i> sp.			x			
Actiniaria					x	
Anthozoa				x		
<i>Cylista troglodytes</i>	x		x			
<i>Edwardsia</i> sp.	x	x	x			
Edwardsiidae						x
<i>Metridium senile</i>						x (!)
<i>Synarachnactis lloydii</i>	x		x			x
<b>Hydrozoa</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>4</b>	<b>1</b>	<b>3</b>	<b>8</b>
Anthoathecata						x
Bougainvilliidae					x	
<i>Clytia gracilis</i>						x (!)
<i>Clytia hemisphaerica</i>			x		x	x
Hydrozoa				x		
<i>Lovenella clausa</i>						x (!)
<i>Obelia</i> sp.					x	
<i>Obelia bidentata</i>			x			x
<i>Obelia dichotoma</i>			x			x
<i>Sertularia cupressina</i>						x
<i>Tubularia indivisa</i>			x (!)			
Tubulariidae						x
<b>Plathelminthes</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
Plathelminthes			x			x
Polycladida				x		
<b>Nemertini</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>2</b>
<i>Cephalothrix</i> sp.			x			
Lineidae						x
Nemertea	x			x	x	
<i>Tubulanus polymorphus</i>						x (!)
<b>Mollusca</b>	<b>20</b>	<b>16</b>	<b>50</b>	<b>70</b>	<b>18</b>	<b>38</b>
<b>Gastropoda</b>	<b>4</b>	<b>3</b>	<b>19</b>	<b>25</b>	<b>5</b>	<b>7</b>
<i>Acteon tornatilis</i>		x	x	x		x
<i>Aeolidia papillosa</i>				x (!)		
<i>Akera bullata</i>			x (!)			
<i>Bela</i> sp.			x			
<i>Bela nebula</i>					x (!)	



<i>Bittium reticulatum</i>			x (!)			
<i>Buccinum undatum</i>	x		x	x		x
<i>Caecum glabrum</i>				x (!)		
<i>Chrysallida</i> sp.			x			
<i>Colus</i> sp.			x			
<i>Crepidula fornicata</i>				x (!)		
<i>Cylichna cylindracea</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Cyrellia linearis</i>				x (!)		
<i>Diaphana minuta</i>				x (!)		
<i>Embletonia pulchra</i>				x (!)		
<i>Epitonium</i> sp.			x			
<i>Epitonium clathrus</i>				x (!)		
<i>Euspira nitida</i>	x	x	x		x	
<i>Hyala vitrea</i>			x	x	x	x
<i>Leufroyia leufroyi</i>				x (!)		
<i>Melanella alba</i>				x (!)		
<i>Onchidoris muricata</i>				x		x
<i>Onoba semicostata</i>			x (!)			
<i>Parthenina interstincta</i>			x (!)			
<i>Peringia ulvae</i>			x	x		
<i>Philine aperta</i>			x (!)			
<i>Propebela turricula</i>	x		x			
<i>Pyrgiscus rufus</i>				x (!)		
<i>Retusa obtusa</i>				x (!)		
<i>Retusa truncatula</i>			x (!)			
<i>Rissoa parva</i>				x (!)		
<i>Sorgenfreispira brachystoma</i>				x (!)		
<i>Tornus subcarinatus</i>						x (!)
<i>Tritia reticulata</i>				x (!)		
<i>Trophonopsis muricata</i>				x (!)		
<i>Turbonilla lactea</i>				x (!)		
Turridae				x		
<i>Turritellinella tricarinata</i>			x	x		x
<i>Vitreolina philippi</i>			x	x	x	
<b>Bivalvia</b>	<b>16</b>	<b>13</b>	<b>31</b>	<b>45</b>	<b>13</b>	<b>31</b>
<i>Abra</i> sp.				x		
<i>Abra alba</i>	x	x	x		x	x
<i>Abra nitida</i>	x	x	x		x	x
<i>Abra prismatica</i>						x (!)
<i>Acanthocardia echinata</i>			x	x		
<i>Acanthocardia tuberculata</i>						x (!)
<i>Arctica islandica</i>		x	x	x		x
<i>Asbjornsenia pygmaea</i>				x (!)		
<i>Barnea candida</i>						x (!)
<i>Cerastoderma edule</i>				x (!)		
<i>Chamelea gallina</i>	x		x	x	x	

<i>Chamelea striatula</i>		x				x
<i>Clausinella fasciata</i>			x (!)			
<i>Cochlodesma praetenue</i>				x (!)		
<i>Crenella decussata</i>				x (!)		
<i>Devonia perrieri</i>						x (!)
<i>Donax vittatus</i>				x (!)		
<i>Dosinia exoleta</i>				x (!)		
<i>Dosinia lupinus</i>				x (!)		
<i>Ennucula tenuis</i>			x	x		
<i>Ensis directus</i>			x	x		
<i>Ensis leei</i>						x (!)
<i>Epilepton clarkiae</i>				x (!)		
<i>Fabulina fabula</i>	x	x	x			x
<i>Gari fervensis</i>			x	x		x
<i>Gari tellinella</i>				x (!)		
<i>Goodallia triangularis</i>				x (!)		
<i>Gouldia minima</i>					x (!)	
<i>Hiatella arctica</i>			x	x		
<i>Kellia suborbicularis</i>				x (!)		
<i>Kurtiella bidentata</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Laevicardium crassum</i>				x (!)		
<i>Lucinoma borealis</i>						x (!)
<i>Lutraria lutraria</i>			x	x		x
<i>Macoma balthica</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Macomangulus tenuis</i>				x (!)		
<i>Mactra corallina</i>	x (!)					
<i>Mactra stultorum</i>			x	x		x
<i>Modiolus modiolus</i>			x (!)			
<i>Moerella donacina</i>				x (!)		
<i>Musculus subpictus</i>				x (!)		
<i>Mya</i> sp.		x				
<i>Mya arenaria</i>			x			x
<i>Mya truncata</i>	x		x			
<i>Mysia undata</i>				x		x
Mytilidae				x		x
<i>Mytilus edulis</i>			x (!)			
<i>Nucula nitidosa</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Nucula nucleus</i>				x		x
<i>Papillicardium minimum</i>				x (!)		
<i>Parvicardium pinnulatum</i>				x (!)		
<i>Parvicardium scabrum</i>				x (!)		
<i>Petricolaria pholadiformis</i>						x (!)
<i>Phaxas pellucidus</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Ruditapes decussatus</i>						x (!)
<i>Saxicavella jeffreysi</i>			x (!)			
<i>Spisula</i> sp.	x				x	

<i>Spisula elliptica</i>			x	x		
<i>Spisula solida</i>			x	x		
<i>Spisula subtruncata</i>		x	x	x		x
<i>Tellimya ferruginosa</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Thracia convexa</i>						x (!)
<i>Thracia phaseolina</i>	x		x	x	x	
<i>Thracia villosiuscula</i>				x (!)		
<i>Thyasira flexuosa</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Thyasira sarsi</i>						x (!)
<i>Timoclea ovata</i>				x (!)		
<i>Varicorbula gibba</i>	x		x	x	x	x
Veneridae			x			
<i>Venerupis corrugata</i>	x		x	x		
<i>Zirfaea crispata</i>						x (!)
<b>Sipuncula</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Golfingia (Golfingia) vulgaris</i>						
<i>vulgaris</i>				x (!)		
Sipuncula			x			x
<b>Echiura</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<i>Echiurus echiurus</i>	x		x			
<b>Annelida</b>	<b>33</b>	<b>24</b>	<b>78</b>	<b>81</b>	<b>26</b>	<b>61</b>
<b>Polychaeta</b>	<b>33</b>	<b>24</b>	<b>77</b>	<b>80</b>	<b>26</b>	<b>60</b>
<i>Alitta succinea</i>			x (!)			
<i>Alitta virens</i>						x (!)
<i>Ampharete</i> sp.				x		
<i>Ampharete acutifrons</i>	x (!)					
<i>Ampharete baltica</i>					x (!)	
<i>Ampharete falcata</i>			x (!)			
<i>Ampharete finmarchica</i>	x		x		x	x
<i>Amphictene auricoma</i>	x		x		x	x
<i>Anobothrus gracilis</i>			x			x
<i>Aonides oxycephala</i>			x	x		
<i>Aonides paucibranchiata</i>				x (!)		
<i>Aphelochaeta</i> sp.						x
<i>Aphelochaeta marioni</i>				x (!)		
<i>Aphelochaeta multibranchis</i>				x (!)		
<i>Aphrodita aculeata</i>	x		x	x	x	x
<i>Aricidea (Aricidea) minuta</i>				x (!)		
<i>Atherospio guillei</i>						x (!)
Autolytinae				x		
<i>Bradabyssa villosa</i>				x (!)		
<i>Bylgides sarsi</i>	x		x			
<i>Capitella capitata</i>			x	x	x	
<i>Capitella minima</i>		x	x	x		
<i>Chaetozone</i> sp.				x		
<i>Chaetozone chambersae</i>						x (!)

<i>Chaetozone setosa</i>			x (!)			
<i>Chaetozone zetlandica</i>					x	x
<i>Chone duneri</i>			x	x		
<i>Chone infundibuliformis</i>			x (!)			
<i>Diplocirrus glaucus</i>			x	x		x
<i>Enipo kinbergi</i>	x		x	x	x	x
<i>Erinaceusyllis erinaceus</i>				x (!)		
<i>Eteone flava</i>	x		x			
<i>Eteone longa</i>	x	x	x	x		x
<i>Eulalia bilineata</i>				x (!)		
<i>Eulalia viridis</i>				x (!)		
<i>Eumida bahusiensis</i>			x			x
<i>Eumida punctifera</i>	x	x	x			
<i>Eumida sanguinea</i>			x	x		
<i>Eunereis longissima</i>	x		x			x
<i>Eunoe nodosa</i>			x (!)			
<i>Eusyllis blomstrandii</i>				x (!)		
<i>Exogone naidina</i>				x (!)		x
<i>Galathowenia oculata</i>			x	x		x
<i>Gattyana cirrhosa</i>	x		x			x
<i>Glycera</i> sp.				x		
<i>Glycera alba</i>			x		x	x
<i>Glycinde nordmanni</i>			x	x		x
<i>Goniada maculata</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Goniadella bobrezkii</i>	x			x		
<i>Gyptis propinqua</i>				x (!)		
<i>Harmothoe glabra</i>			x			x
<i>Harmothoe impar</i>			x (!)			
<i>Hauchiella tribullata</i>				x (!)		
Hesionidae			x			
<i>Hesionura elongata</i>				x (!)		
<i>Heteromastus filiformis</i>			x	x		
<i>Hilbigneris gracilis</i>				x (!)		
<i>Hypereteone foliosa</i>			x	x		
<i>Lagis koreni</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Lanice conchilega</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Laonome kroyeri</i>				x (!)		
<i>Lumbrineris latreilli</i>				x (!)		
<i>Lysilla loveni</i>			x	x		x
<i>Magelona alleni</i>			x	x	x	x
<i>Magelona filiformis</i>			x			x
<i>Magelona johnstoni</i>			x	x		x
<i>Magelona minuta</i>			x (!)			
<i>Magelona mirabilis</i>			x			x
<i>Magelona papillicornis</i>	x	x				
<i>Malacoceros fuliginosus</i>				x (!)		

<i>Malacoceros tetracerus</i>				x (!)		
<i>Malmgrenia andreapolis</i>						x (!)
<i>Malmgrenia arenicola</i>						x (!)
<i>Malmgrenia castanea</i>			x (!)			
<i>Malmgrenia ljunghmani</i>						x (!)
<i>Malmgrenia lunulata</i>		x	x			
<i>Malmgrenia marphysae</i>			x (!)			
<i>Mediomastus fragilis</i>				x	x	x
<i>Myrianida edwarsi</i>					x (!)	
<i>Myrianida prolifera</i>		x	x			
<i>Nephtys</i> sp.				x		
<i>Nephtys assimilis</i>			x			x
<i>Nephtys caeca</i>	x	x	x		x	x
<i>Nephtys cirrosa</i>			x			
<i>Nephtys hombergii</i>	x	x	x		x	x
<i>Nephtys incisa</i>			x (!)			
<i>Nephtys longosetosa</i>			x (!)			
Nereidinae				x		
<i>Nereis elitoralis</i>			x		x	x
<i>Notomastus latericeus</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Ophelina acuminata</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Ophryotrocha dubia</i>				x (!)		
<i>Orbinia armandi</i>				x (!)		
<i>Orbinia sertulata</i>				x (!)		
<i>Owenia fusiformis</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Oxydromus flexuosus</i>			x	x		x
<i>Pholoe</i> sp.				x		
<i>Pholoe baltica</i>			x		x	x
<i>Pholoe minuta</i>	x	x	x			
<i>Phyllodoce groenlandica</i>	x		x	x		x
<i>Phyllodoce laminosa</i>	x (!)					
<i>Phyllodoce lineata</i>			x	x		
<i>Phyllodoce maculata</i>			x (!)			
<i>Phyllodoce mucosa</i>	x	x	x	x		x
<i>Phyllodoce rosea</i>		x	x	x		x
<i>Pisone remota</i>				x (!)		
<i>Podarkeopsis capensis</i>				x (!)		
<i>Podarkeopsis helgolandicus</i>		x	x		x	x
<i>Poecilochaetus serpens</i>		x	x		x	x
<i>Polycirrus medusa</i>				x		x
<i>Polydora</i> sp.			x	x		
<i>Polydora cornuta</i>						x (!)
<i>Polygordius appendiculatus</i>				x (!)		
<i>Protodorvillea kefersteini</i>			x (!)			
<i>Pseudomystides limbata</i>				x (!)		

<i>Pseudopolydora paucibranchiata</i>						x (!)
<i>Pseudopolydora pulchra</i>	x	x	x	x		x
<i>Pygospio elegans</i>			x	x		x
<i>Sabella pavonina</i>						x (!)
<i>Scalibregma inflatum</i>	x	x	x	x		x
<i>Scoelepis</i> sp.						x
<i>Scoelepis (Scoelepis) foliosa</i>				x (!)		
<i>Scoelepis (Scoelepis) squamata</i>				x (!)		
<i>Scoelepis bonnier</i>	x		x	x		
<i>Scoelepis tridentata</i>				x (!)		
<i>Scoloplos armiger</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Sigalion mathildae</i>			x	x		
<i>Sphaerodorum gracilis</i>	x	x	x		x	x
<i>Sphaerosyllis hystrix</i>				x (!)		
<i>Spio</i> sp.				x		
<i>Spio filicornis</i>			x (!)			
<i>Spio symphyta</i>						x (!)
<i>Spiophanes bombyx</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Spiophanes kroyeri</i>						x (!)
<i>Sthenelais boa</i>	x		x	x		
<i>Sthenelais limicola</i>	x		x	x		x
<i>Streblosoma intestinale</i>				x (!)		
<i>Streptosyllis websteri</i>				x (!)		
<i>Tharyx killariensis</i>				x (!)		
<b>Oligochaeta</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
Oligochaeta			x	x		x
<b>Chelicerata</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>5</b>	<b>1</b>	<b>2</b>
<b>Pycnogonida</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>5</b>	<b>1</b>	<b>2</b>
<i>Achelia echinata</i>				x (!)		
<i>Anoplodactylus petiolatus</i>			x	x	x	x
<i>Nymphon brevirostre</i>				x		x
<i>Nymphon gracile</i>				x (!)		
<i>Pycnogonum litorale</i>				x (!)		
<b>Crustacea</b>	<b>10</b>	<b>11</b>	<b>56</b>	<b>98</b>	<b>10</b>	<b>39</b>
<b>Cirripedia</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Semibalanus balanoides</i>						x (!)
<b>Decapoda</b>	<b>3</b>	<b>0</b>	<b>12</b>	<b>12</b>	<b>5</b>	<b>12</b>
<i>Callinassa subterranea</i>			x	x	x	x
<i>Cancer pagurus</i>						x (!)
<i>Corystes cassivelaunus</i>			x	x		x
<i>Crangon allmanni</i>			x (!)			
<i>Crangon crangon</i>	x		x		x	x
<i>Ebalia</i> sp.			x			
<i>Ebalia cranchii</i>				x (!)		

<i>Galathea intermedia</i>				x (!)		
<i>Galathea squamifera</i>				x (!)		
<i>Macropodia linaresi</i>				x (!)		
<i>Pagurus bernhardus</i>	x		x	x		x
<i>Pandalina brevirostris</i>						x (!)
<i>Philocheras bispinosus</i>			x			x
<i>Philocheras trispinosus</i>						x (!)
<i>Pisidia longicornis</i>				x	x	
<i>Polybius depurator</i>						x (!)
<i>Polybius holsatus</i>	x		x		x	
<i>Processa canaliculata</i>			x (!)			
<i>Processa modica</i>				x		x
<i>Processa nouveli</i>			x (!)			
<i>Processa nouveli holthuisi</i>			x			x
<i>Thia scutellata</i>				x (!)		
<i>Upogebia deltaura</i>			x	x	x	x
<i>Upogebia stellata</i>				x (!)		
<b>Mysida</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>8</b>	<b>0</b>	<b>2</b>
<i>Anchialina agilis</i>				x (!)		
<i>Gastrosaccus sanctus</i>			x	x		
<i>Gastrosaccus spinifer</i>			x	x		x
<i>Heteromysis (Heteromysis) norvegica</i>				x (!)		
<i>Mysidopsis angusta</i>				x (!)		
<i>Neomysis integer</i>				x (!)		
<i>Schistomysis kervillei</i>				x		x
<i>Schistomysis ornata</i>			x (!)			
<i>Schistomysis spiritus</i>				x (!)		
<b>Amphipoda</b>	<b>6</b>	<b>9</b>	<b>26</b>	<b>59</b>	<b>3</b>	<b>17</b>
<i>Abludomelita obtusata</i>		x	x	x		x
<i>Ampelisca</i> sp.						
<i>Ampelisca brevicornis</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Ampelisca diadema</i>	x		x			
<i>Ampelisca macrocephala</i>				x (!)		
<i>Ampelisca spinipes</i>				x		x
<i>Ampelisca tenuicornis</i>			x	x	x	x
<i>Ampelisca typica</i>				x (!)		
<i>Amphilochus manudens</i>	x	x		x		
<i>Aora gracilis</i>			x	x		
<i>Apherusa bispinosa</i>				x (!)		
<i>Apherusa henneguyi</i>				x (!)		
<i>Apherusa ovalipes</i>				x (!)		
<i>Apolochus neapolitanus</i>				x (!)		
<i>Argissa hamatipes</i>			x	x		x
<i>Autonoe longipes</i>				x (!)		
<i>Bathyporeia</i> sp.				x		

<i>Bathyporeia elegans</i>		x (!)		
<i>Bathyporeia guilliamsoniana</i>		x (!)		
<i>Bathyporeia pelagica</i>		x (!)		
<i>Bathyporeia tenuipes</i>				x
<i>Caprella linearis</i>			x (!)	
<i>Centraloecetes kroyeranus</i>			x (!)	
<i>Centraloecetes striatus</i>			x (!)	
<i>Chaetopterus variopedatus</i>		x	x	
<i>Cheirocratus sundevalli</i>			x (!)	
Corophiidae			x	
<i>Corophium volutator</i>	x (!)			
<i>Ericthonius punctatus</i>			x (!)	
<i>Gammaropsis nitida</i>		x	x	
<i>Gammaropsis sophiae</i>			x (!)	
<i>Hardametopa nasuta</i>		x (!)		
<i>Haustorius arenarius</i>			x (!)	
<i>Hippomedon denticulatus</i>			x (!)	
<i>Iphimedia minuta</i>			x (!)	
<i>Jassa falcata</i>		x (!)		
<i>Kroyera carinata</i>			x (!)	
<i>Lepidepcreum longicorne</i>			x	x
<i>Leucothoe incisa</i>			x	x
<i>Leucothoe lilljeborgi</i>			x (!)	
<i>Leucothoe procera</i>				x (!)
<i>Megaluropus agilis</i>		x	x	x
<i>Megamoera dentata</i>		x (!)		
<i>Megamphopus cornutus</i>			x (!)	
<i>Melita hergensis</i>			x (!)	
<i>Melita palmata</i>			x (!)	
<i>Metopa alderi</i>			x (!)	
<i>Metopa borealis</i>			x (!)	
<i>Microprotopus maculatus</i>	x		x	x
<i>Nannonyx goesii</i>			x (!)	
<i>Nototropis falcatus</i>	x	x	x	x
<i>Nototropis swammerdamei</i>		x	x	x
<i>Nototropis vedlomensis</i>	x		x	
<i>Orchomene humilis</i>			x (!)	
<i>Orchomenella minuta</i>		x (!)		
<i>Paramphilochoides odontonyx</i>		x (!)		
<i>Pariambus typicus</i>	x	x	x	x
<i>Perioculodes longimanus</i>	x	x	x	
<i>Photis longicaudata</i>		x	x	x
<i>Photis reinhardi</i>	x (!)			
<i>Phoxocephalus holbolli</i>			x (!)	
<i>Phtisica marina</i>			x (!)	



<i>Pontocrates altamarinus</i>				x (!)		
<i>Pontocrates arenarius</i>				x (!)		
<i>Pseudoprotella phasma</i>				x (!)		
<i>Stenothoe marina</i>		x	x	x		x
<i>Stenothoe monoculoides</i>				x (!)		
<i>Synchelidium haplocheles</i>			x	x		
<i>Synchelidium maculatum</i>				x		x
<i>Tryphosa nana</i>			x	x	x	
<i>Unciola crenatipalma</i>				x (!)		
<i>Unciola planipes</i>				x (!)		
<i>Urothoe poseidonis</i>			x	x		
<b>Cumacea</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>12</b>	<b>13</b>	<b>2</b>	<b>6</b>
<i>Bodotria</i> sp.				x		
<i>Bodotria scorpioides</i>			x			x
<i>Cumopsis goodsir</i>			x (!)			
<i>Diastylis bradyi</i>		x	x	x		x
<i>Diastylis cornuta</i>				x (!)		
<i>Diastylis laevis</i>			x	x	x	x
<i>Diastylis lucifera</i>				x (!)		
<i>Diastylis rathkei</i>	x	x	x	x		
<i>Diastylis rugosa</i>				x		x
<i>Diastylis tumida</i>				x (!)		
<i>Diastylodes serratus</i>				x (!)		
<i>Eudorella emarginata</i>			x (!)			
<i>Eudorella truncatula</i>			x	x	x	
<i>Iphinoe trispinosa</i>			x	x		x
<i>Lamprops fasciatus</i>			x	x		x
<i>Monopseudocuma gilsoni</i>			x (!)			
<i>Pseudocuma (Pseudocuma) longicorne</i>			x (!)			
<i>Pseudocuma (Pseudocuma) simile</i>			x	x		
<b>Tanaidacea</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<i>Tanaissus lilljeborgi</i>				x (!)		
<b>Isopoda</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>3</b>	<b>5</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Eurydice pulchra</i>				x (!)		
<i>Idotea balthica</i>				x (!)		
<i>Idotea emarginata</i>				x (!)		
<i>Idotea linearis</i>				x (!)		
<i>Ione thoracica</i>			x (!)			
<i>Jaera (Jaera) albifrons</i>				x (!)		
<i>Limnoria lignorum</i>			x (!)			
<i>Pseudione</i> sp.						x
<i>Pseudione borealis</i>			x (!)			
<b>Priapulida</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>2</b>
<i>Halicryptus spinulosus</i>						x (!)

<i>Priapulus caudatus</i>			x			x
<b>Phoronida</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>2</b>	<b>1</b>	<b>2</b>
<i>Phoronis</i> sp.	x	x			x	
<i>Phoronis muelleri</i>			x	x		x
<i>Phoronis pallida</i>			x	x		x
<b>Bryozoa</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>2</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>4</b>
<i>Alcyonidium gelatinosum</i>						x (!)
<i>Alcyonidium parasiticum</i>						x (!)
<i>Conopeum reticulum</i>						x (!)
<i>Electra pilosa</i>			x		x	x
<i>Flustra foliacea</i>			x (!)			
<b>Enteropneusta</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<i>Glossobalanus marginatus</i>				x (!)		
<b>Echinodermata</b>	<b>5</b>	<b>3</b>	<b>9</b>	<b>7</b>	<b>4</b>	<b>7</b>
<b>Asteroida</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
<i>Asterias rubens</i>	x		x	x		x
<i>Astropecten irregularis</i>				x (!)		
<b>Ophiuroida</b>	<b>3</b>	<b>2</b>	<b>5</b>	<b>3</b>	<b>3</b>	<b>4</b>
<i>Acrocnida brachiata</i>			x			x
<i>Amphipholis squamata</i>				x (!)		
<i>Amphiura chiajei</i>			x (!)			
<i>Amphiura filiformis</i>	x		x	x	x	x
<i>Ophiura albida</i>	x	x	x		x	x
<i>Ophiura ophiura</i>	x	x	x	x	x	x
<b>Echinoida</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>2</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>1</b>
<i>Echinocardium cordatum</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Psammechinus miliaris</i>			x (!)			
<b>Holothuroida</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>1</b>
Holothuroidea			x	x		
<i>Leptosynapta</i> sp.						x
<b>Tunicata</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<b>Ascidiacea</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>1</b>	<b>0</b>	<b>0</b>
<i>Ascidella scabra</i>				x (!)		
<b>Gesamt</b>	<b>74 (4!)</b>	<b>56 (1!)</b>	<b>211 (47!)</b>	<b>270 (130!)</b>	<b>66 (4!)</b>	<b>170 (37!)</b>