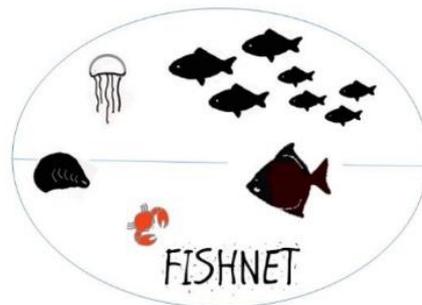


Meiofauna-Projekt in den Küstengewässern Schleswig-Holsteins und der Nordsee

Wir fördern Fischerei und Aquakultur



Landesprogramm Fischerei und Aquakultur:
Gefördert durch die Europäische Union,
Europäischer Meeres- und Fischereifonds (EMFF),
den Bund und das Land Schleswig-Holstein



Auftragnehmer	Senckenberg Gesellschaft für Naturforschung Senckenberganlage 25, 60325 Frankfurt
Auftraggeber	Landesbetrieb für Küstenschutz, Nationalpark und Meeresschutz Schleswig-Holstein Nationalparkverwaltung
Bekanntmachung	2020/S 044-104321
Vergabenummer	ZB-U0-20-0188000-4121.5
Vorhabenbezeichnung	FishNet - Nahrungsnetzprojekt in den Küstengewässern Schleswig-Holsteins mit Fokus auf Fischen
Projektlaufzeit	26.05.2020 – 30.09.2022

Inhaltsverzeichnis

Hintergrund	4
Leistungsbeschreibung des Meiofaunaprojektbeitrags	4
Material und Methoden	6
Probennahme und Bearbeitung	6
U1 - Sedimenteigenschaften	8
U2 und U3 – Taxonomische Bestimmung der Meiofauna zur Ermittlung der Artenvielfalt	8
U4 - Charakterarten und Ernährungstypen	9
U5 - Modellierungen	9
Ergebnisbericht.....	10
U1 - Sedimenteigenschaften	10
U2, U3 und U4 – Taxonomische Bestimmung der Meiofauna zur Ermittlung der Artenvielfalt und Ermittlung von Charakterarten und Ernährungstypen	12
Meiofauna-Großgruppen	12
Nematoden.....	17
Copepoden	25
Tardigrada	34
Kinorhyncha.....	35
Metabarcoding	37
U5 – Modellierungen.....	39
Habitat Modellierung der Meiofauna unter Berücksichtigung der Umweltparameter	39
Diskussion.....	41
U1 – Sedimenteigenschaften	41
U2, U3 und U4 – Taxonomisch Bestimmung der Meiofauna zur Ermittlung der Artenvielfalt und die Ermittlung von Charakterarten und Ernährungstypen	41
Meiofauna-Großgruppen	41
Nematoden.....	42
Copepoden	44
Tardigrada und Kinorhyncha	46
Metabarcoding	46
U5 – Modellierungen.....	47
Zusammenfassung.....	48
Literaturverzeichnis	49
Anhang	52
Meiofauna-Großgruppen	52
Nematoden-Gemeinschaft.....	53
Nematoden-Gattungen	53

Nematoden Isotopen Daten.....	56
Copepoden-Gemeinschaft.....	57
Copepoden-Arten.....	57
Copepoden Isotopen-Daten	60
Copepoden Biomasse	61
Copepoden DNA-Gehalt	62

Hintergrund

Meiofauna-Untersuchungen verdeutlichen nach und nach deren Rolle im Nahrungsnetz. Dazu gehören sowohl Kontrollfunktionen und die Vektorfunktion für Krankheiten, als auch die Verknüpfung von verschiedenen trophischen Ebenen und der Nährstofftransport in der Wassersäule und im Boden. Von zentraler Bedeutung und Interesse ist hierbei die Verbindung zu höheren trophischen Ebenen als Nahrungsquelle für Fische und Macrofauna-Arten, als auch zu niederen Ebenen, indem sie sich primär von Detritus und Bakterien ernähren und damit unverfügbare Nährstoffe wieder in den Kreislauf einbauen. Meiofauna-Studien in der Nordseeregion beschränken sich zumeist auf Küstenregionen Belgiens und die zentrale Nordsee. Zudem sind die Studien meist vor den 2000er Jahren erhoben worden und Vergleiche zu derzeitigen Gemeinschaftsstrukturen und Verbreitungen sind dadurch nur vage anzustellen.

Unsere Untersuchungen befassen sich daher mit der Analyse der Artzusammensetzung, Biomasse und Verteilung der Meiofaunagemeinschaften im Küstenmeer des Nationalpark Schleswig-Holstein. Der Fokus wurde dabei auf die beiden dominanten Großgruppen der Nematoden und harpacticiden Copepoden gesetzt. Der Einsatz von molekularen Methoden soll dabei helfen ein effektiveres Monitoring für die Meiofauna als Bestandteil des Nahrungsnetzes zu gewährleisten. Die Bestimmung der trophischen Ebene mittels stabiler Isotope dient der Einordnung in die Nahrungsnetzmodelle und der Ermittlung des verfügbaren Kohlenstoffs, hinsichtlich der Meiofauna, im System.

Leistungsbeschreibung des Meiofaunaprojektbeitrags

Als Grundlage für die Analyse der Meiofauna-Gemeinschaft und dessen Integration in Nahrungsnetzanalysen wurden zwei übergeordnete Ziele formuliert.

LOS1: *Untersuchung von benthischer Primärproduktion und Sedimenteigenschaften als proxy meiobenthischer Verteilungsmuster in den Küstengewässern Schleswig-Holsteins und der Nordsee*

1. Dies beinhaltet die Untersuchung von Sedimenteigenschaften wie Korngröße und total organic carbon (TOC) in verschiedenen FFH-Lebensraumtypen (KGS, Sandbank, LRT 1160) und MSRL Broad habitat types (infralittoral, circalittoral) im Küstenmeer Schleswig-Holsteins und der Nordsee.
2. Außerdem die Untersuchung benthischer Primärproduktion (Chlorophyll a) in verschiedenen FFH-Lebensraumtypen (KGS, Sandbank, LRT 1160) und MSRL Broad habitat types (infralittoral, circalittoral) im Küstenmeer Schleswig-Holsteins und der Nordsee.

LOS2: Untersuchung von Biodiversität, Ernährungsweise, Abundanz- und Biomasseverteilung von Meiofaunagemeinschaften in den Küstengewässern Schleswig-Holsteins und der Nordsee

1. Untersuchung von Biodiversität, Arteninventar, Gemeinschaftsstruktur und Abundanz (ind./m²) und Biomasse von Meiofauna im Küstenmeer Schleswig-Holsteins und der Nordsee. Die Probenahme erfolgt in verschiedenen FFH-Lebensraumtypen (KGS, Sandbank, LRT 1160) und MSRL Broad habitat types (infralittoral, circalittoral) der Nordsee. Pro Station sind 3 Replikate zu nehmen. Ausfahrten sollten 2020 und 2021 erfolgen und 2x im Jahr durchgeführt werden, um saisonale Unterschiede zu erfassen. Die Probenahme erfolgt in enger Absprache mit der NPV, damit geplante Surveys bzw. ohnehin durchzuführende Surveys als auch Personenressourcen gemeinsam genutzt werden können.
2. Ermittlung von invasiven und neuen Arten. Diese Arten sollten mit genetischen Methoden (Barcoding, Metabarcoding) verifiziert werden.
3. Identifizierung von Charakterarten und Ernährungstypen, die geeignet sind, als Eingangsgröße für die Nahrungsnetzmodellierung zu fungieren. Es soll geprüft werden, ob die Einteilung der Nematoda in 4 Ernährungstypen nach Wiesner (1953) übertragbar auf das Küstenmeer Schleswig-Holsteins ist. Es soll zudem geprüft werden, ob eine vergleichbare Einteilung nach Ernährungstypen für Harpacticoida möglich ist.
4. Modellierung des Einflusses von Umweltparametern auf die Artzusammensetzung und Artverteilung. Dies erfolgt in enger Absprache mit AN aus Los 1.
5. Erstellung eines Schlussberichts und Übergabe der Daten und Produkte in Abstimmung mit dem Auftraggeber zum Projektende.

Material und Methoden

Zur Umsetzung und Erfüllung der formulierten Ziele wurden die Untersuchungen wie folgt durchgeführt:

Probennahme und Bearbeitung

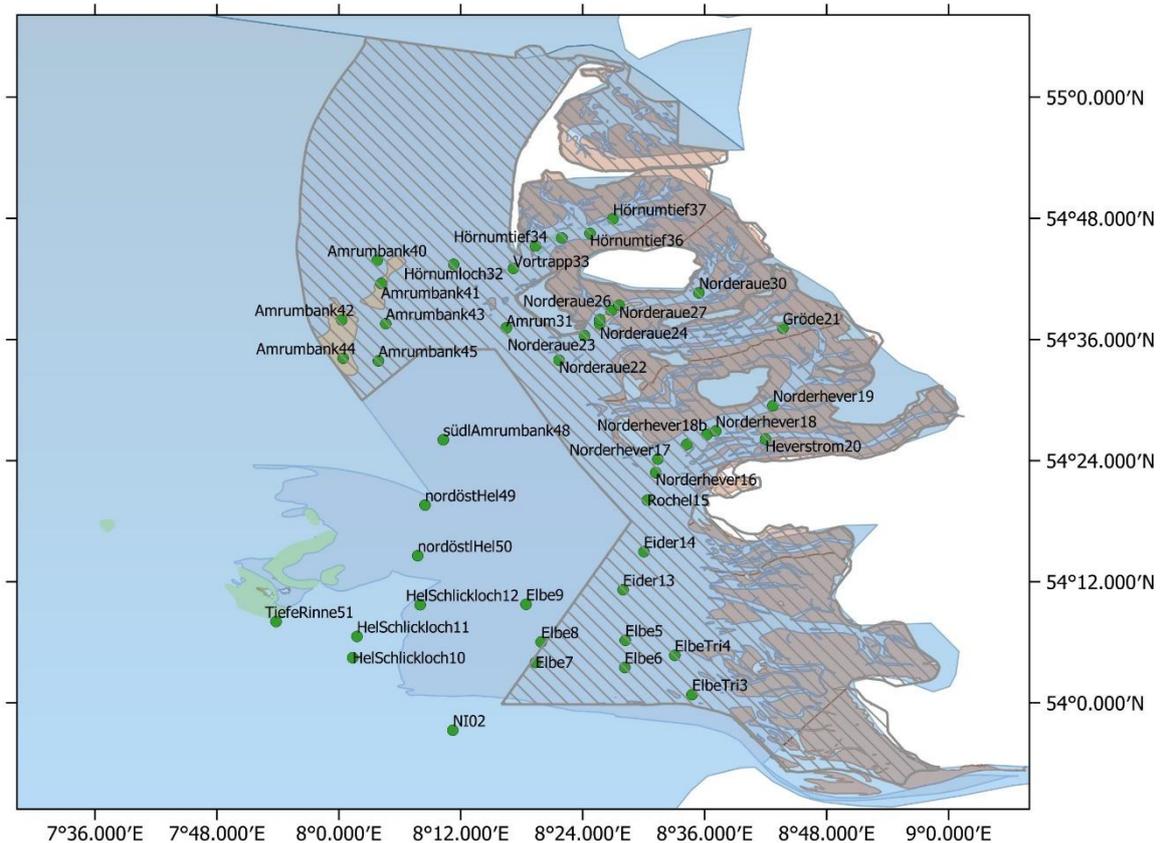


Abbildung 1: Probennahme Standorte im Nationalpark Schleswig-Holsteinisches Wattenmeer.

Im Laufe des Projektzeitraumes wurden vier schiffsgestützte Expeditionen mit dem FK Senckenberg in das Probengebiet im Küstenmeer Schleswig-Holsteinisches Wattenmeer inklusive der verschiedenen FFH-Lebensraumtypen (KGS, Sandbank, LRT 1160) und der MSRL broad habitat types (infralittoral, circalittoral) unternommen. Dabei wurden mit dem Multicorer pro Station Sedimentkerne mit je einer Oberfläche von 17,3 cm² entnommen, die zur Untersuchung der Meiofauna-Gemeinschaft, als auch zur Untersuchung der Sedimenteigenschaften und Primärproduktion genutzt werden konnten (Abb. 2). Im Projektzeitraum wurden pro Schiffsausfahrt, je nach äußeren Bedingungen, 32-47 Stationen beprobt (Abb. 1). Es konnten 250 erfolgreiche Multicorer-Einsätze im Projektzeitraum verzeichnet werden. Folgende Aufteilung der Multicorer-Proben wurden pro Station vorgenommen:

Tabelle 1: Verteilung der entnommenen MUC-Rohre für die verschiedenen Bearbeitungsansätze.

Untersuchung	Anzahl Corer	Sedimenttiefe	Fixierung
Korngröße	1	0-5 cm	Gefroren (-20°C)
Chlorophyll, TOC	1	0-5 cm	Gefroren (-20°C)
Taxonomische Bestimmung	2	0-5 cm	Formalin 4%
Metabarcoding	2	0-5 cm	DESS (-4°C)
Barcoding	2	0-5 cm	Ethanol 98% (-20°C)
Biomasse	2	0-5 cm	Ethanol 98% (-20°C)
Stabile Isotope	2	0-5 cm	Ethanol 98% (-20°C)

Die Auswahl der Fixativa ergibt sich aus Standardisierungsverfahren im Abgleich mit den gängigen Methoden für den jeweiligen Bearbeitungsansatz (Tab. 1). Reduzierte sich die Anzahl der geborgenen Sedimentkerne durch Umwelteinflüsse, wurde mindestens ein weiterer Einsatz des Gerätes gefahren oder schließlich die Anzahl an vorhandenen Kernen gleichmäßig auf die Untersuchungsziele verteilt.

Die Sedimentkerne zur Bestimmung der Meiofauna-Gemeinschaft mittels morphologischer und molekularer Methoden, sowie zur Biomasse und Isotopen-Ermittlung wurden gemäß des Standardprotokolls zum Dichte-



Abbildung 2: Probennahmegerät Multicorer (links) und entnommener Sedimentkern (rechts).

Separierungsverfahren vom Sediment getrennt und so die Meiofauna extrahiert. Proben zur Untersuchung der Sedimenteigenschaften wurden fortwährend bei -20°C gelagert und an die Partnerinstitute übermittelt.

U1 - Sedimenteigenschaften

Untersuchung von Sedimenteigenschaften Korngröße, TOC und Chlorophyll a in verschiedenen FFH-Lebensraumtypen (KGS, Sandbank, LRT 1160) und MSRL Broad habitat types

Die Korngrößenbestimmung wurde am Senckenberg am Meer, Abteilung für Meeresforschung in Wilhelmshaven durchgeführt. Dafür wurden die Proben getrocknet, gewogen und anschließend je nach Größenklasse über einer Siebkaskade getrennt. Dadurch können die Gewichtsanteile an den verschiedenen Größenklassen bestimmt und mit dem GRADISTAT Programm die mittlere Korngrößenverteilung berechnet werden.

Das gewässerökologische Institut AquaEcology in Oldenburg übernahm die Bestimmung des Chlorophylls- und TOC-Anteils in den Sedimentproben. Der Chlorophyll-Anteil kann mittels Spektrophotometrie und der TOC-Gehalt mittels Verbrennung bestimmt werden (DIN ISO 10694:1996-08, DIN EN 13137: 2001-12, DIN EN 15936:2012-11).

U2 und U3 – Taxonomische Bestimmung der Meiofauna zur Ermittlung der Artenvielfalt

Untersuchung von Biodiversität, Arteninventar, Gemeinschaftsstruktur und Abundanz (ind./cm²) von Meiofauna im Küstenmeer Schleswig-Holsteins und der Nordsee und Ermittlung von invasiven und neuen Arten die mit Hilfe von genetischen Methoden (Barcoding, Metabarcoding) verifiziert werden (OSPAR Indikator D2C3)

Je Probennahme wurde eine Probe pro Station auf Großgruppenebene unter dem Binokular sortiert und gezählt. Zusätzlich wurde eine Probe für die Art- bzw. Gattungsbestimmung der dominanten Großgruppen, nämlich den Nematoden und harpacticiden Copepoden verwendet (U2). Die Taxonomen konnten dabei auch das Vorkommen von neuen bzw. bisher nicht beschriebenen Arten in dem Probengebiet ermitteln (U3). Ergänzend wurden die Meiofauna-Organismen einer Probe, ohne vorherige Sortierung, mit Hilfe des Metabarcodings genetisch bestimmt, um verschiedenen Methoden miteinander abzugleichen. Dafür wurde die DNA extrahiert, mittels einer Polymerasekettenreaktion spezifische Gensegmente der Zielgruppen vervielfacht und mit einer genetischen Datenbank abgeglichen (U2 und U3). So können auch seltene oder besonders kleine Arten, die beim händischen sortieren potentiell übersehen werden, mit großer Wahrscheinlichkeit mitberücksichtigt werden. Das Projekt trägt daher auch zur Ergänzung der Datenbank bei, da fehlende Sequenzen nach der Auswertung eingespeist werden können.

U4 - Charakterarten und Ernährungstypen

Identifizierung von Charakterarten und Ernährungstypen, die geeignet sind, als Eingangsgröße für die Nahrungsnetzmodellierung zu fungieren

Harpacticide Copepoden und Nematoden wurden zur Bestimmung der trophischen Ebene mittels Isotopenanalyse ans Geomar Zentrallabor für chemische Analytik in Kiel gesendet, da diese auf Analysen von kleinen Probenvolumen spezialisiert sind. Insbesondere die dominanten Nematodenarten wurden auf Grund ihrer Mundhöhlen nach Ernährungsweisen sortiert und ebenfalls Isotopenwerte generiert. Die Individuen wurden dafür aus der Probe heraus sortiert, in Zinnkapseln überführt und bei 60°C 24 Stunden getrocknet. Anschließend wurde das Trockengewicht aufgenommen und die Proben ans Geomar zur weiteren Bearbeitung verschickt. Auf Grund der geringen Masse von Meiofauna-Individuen mussten zur präzisen Analyse mehrere Individuen zu einer Probe gepoolt werden.

Geplante Mageninhaltsanalysen wurden mit harpacticiden Copepoden getestet, stehen aber leider nicht in ausreichendem Umfang zur Verfügung.

U5 - Modellierungen

Modellierung des Einflusses von Umweltparametern auf die Artzusammensetzung und –verteilung

Alle generierten Daten, wie Abundanz, Biomasse und Diversität können mit einer Random Forest Regression modelliert werden. Die Sedimenteigenschaften werden hier eingespeist und das Maß an Einfluss auf die Meiofauna-Gemeinschaft anhand der vorhandenen Daten definiert. Random Forest kann dabei nicht-parametrische und nicht-lineare Beziehungen auf Grund von Entscheidungsbäumen (decision trees) gegeneinander abwägen und die Parameter bestmöglich in Beziehung zueinander setzen. So kann die Verbreitung der Meiofauna-Gemeinschaft entsprechend der Random Forest Einteilung erklärt werden.

Ergebnisbericht

U1 - Sedimenteigenschaften

Zur Überprüfung der Biotop Klassifizierung wurden die Sedimenteigenschaften der beprobten Habitate analysiert. Hierbei ergeben sich hohe organische Kohlenstoff-Werte für das biogene Riff und das Circalittoral mud Habitat. Geringe Werte sind hingegen in Circalittoral coarse sediments, infralittoral sand und in Sandbank Habitaten zu verzeichnen (Tab. 2). Die Riff-Biotope weisen die größte mittlere Korngröße auf, wohingegen das Circalittoral mud die kleinste mittlere Korngröße aufweist. Das Chlorophyll a-Gehalt im Sediment des Schlick-Habitats hingegen ist besonders hoch, ebenso wie im Circalittoral mixed sediment. Die Sandbank, der Infralittoral sand und das Circalittoral coarse sediment weist sehr geringe Chlorophyll a Mengen im Sediment auf (Tab. 2).

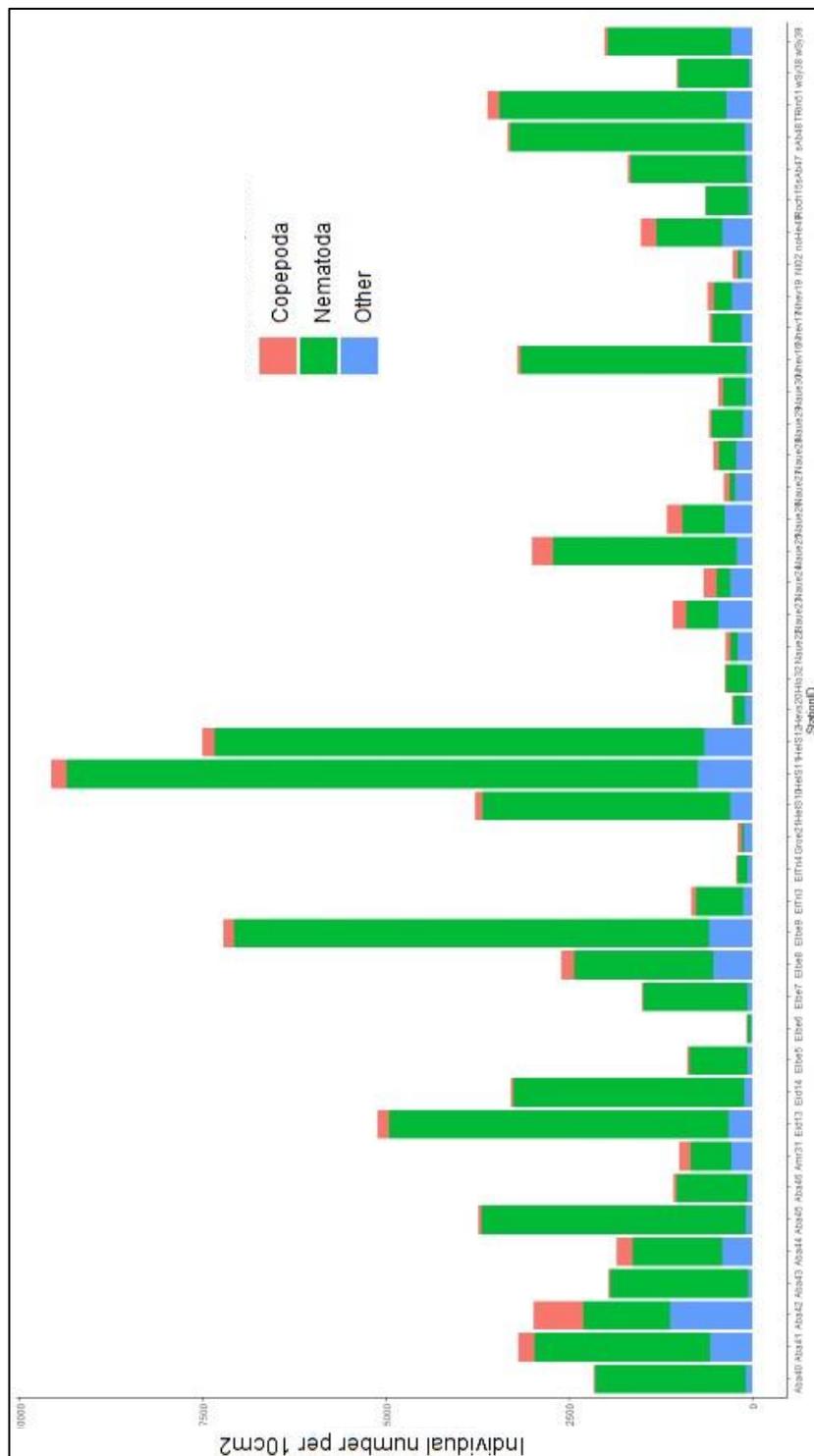
Tabelle 2: Mittelwerte der beprobten Wassertiefe und der Sedimentparameter, nämlich organischer Kohlenstoff-Gehalt in %, Korngröße in μm und korrigiertes Chlorophyll a-Gehalt der beprobten Sedimente nach Biotop Klassifizierung. Maximalwerte sind rot markiert, während Minimalwerte blau dargestellt sind.

Biotop Klassifizierung	Mittlere Wassertiefe (m)	Mittlerer TOC-Gehalt (% TS)	Mittlere Korngröße D50 (μm)	Chl_a [$\mu\text{g}\cdot\text{1FG}$]
Biogenes Riff	38.7 \pm 23.98 (n=41)	0.99 \pm 0.11 (n=19)	1114.73 \pm 966.69 (n=19)	1.72 \pm 0.44 (n=19)
Circalittoral coarse sediment	14.62 \pm 1.66 (n=62)	0.1 \pm 0 (n=38)	569.15 \pm 234.04 (n=25)	0.35 \pm 0.18 (n=23)
Circalittoral mixed sediments	15.42 \pm 4.59 (n=518)	0.35 \pm 0.49 (n=276)	237.1 \pm 113.33 (n=284)	4.29 \pm 4.83 (n=216)
Circalittoral mud	22.2 \pm 5 (n=251)	0.9 \pm 0.49 (n=194)	41.82 \pm 36.51 (n=194)	5.2 \pm 7.37 (n=142)
Circalittoral sand	12.56 \pm 3.34 (n=733)	0.17 \pm 0.17 (n=552)	240.65 \pm 174.97 (n=556)	2.16 \pm 2.76 (n=439)
Geogenes Riff	12.44 \pm 2.78 (n=221)	0.26 \pm 0.43 (n=81)	755.75 \pm 649.65 (n=89)	1.04 \pm 1.1 (n=57)
Infralittoral sand	6.59 \pm 1.55 (n=59)	0.1 \pm 0 (n=27)	229.57 \pm 16.99 (n=27)	0.19 \pm 0.08 (n=26)
KGS	14.34 \pm 5.02 (n=311)	0.38 \pm 0.62 (n=132)	396.7 \pm 149.73 (n=141)	1.85 \pm 3.71 (n=96)
KGS unklar	16.92 \pm 3.95 (n=88)	0.19 \pm 0.33 (n=52)	396.51 \pm 177.82 (n=45)	1.94 \pm 2.94 (n=45)

Offshore circalittoral mud	56.1±0.86 (n=10)	0.47±0.06 (n=10)	377.54±18.68 (n=10)	1.08±0 (n=9)
Offshore circalittoral sand	54.13±0.71 (n=9)	0.33±0,06 (n=9)	424.13±19.69 (n=9)	1.08 (n=1)
Sandbank	12.21±2.39 (n=317)	0.1±0.02 (n=238)	405.4±146.77 (n=217)	0.16±0.4 (n=202)

U2, U3 und U4 – Taxonomische Bestimmung der Meiofauna zur Ermittlung der Artenvielfalt und Ermittlung von Charakterarten und Ernährungstypen
Meiofauna-Großgruppen

Individuen Verteilung



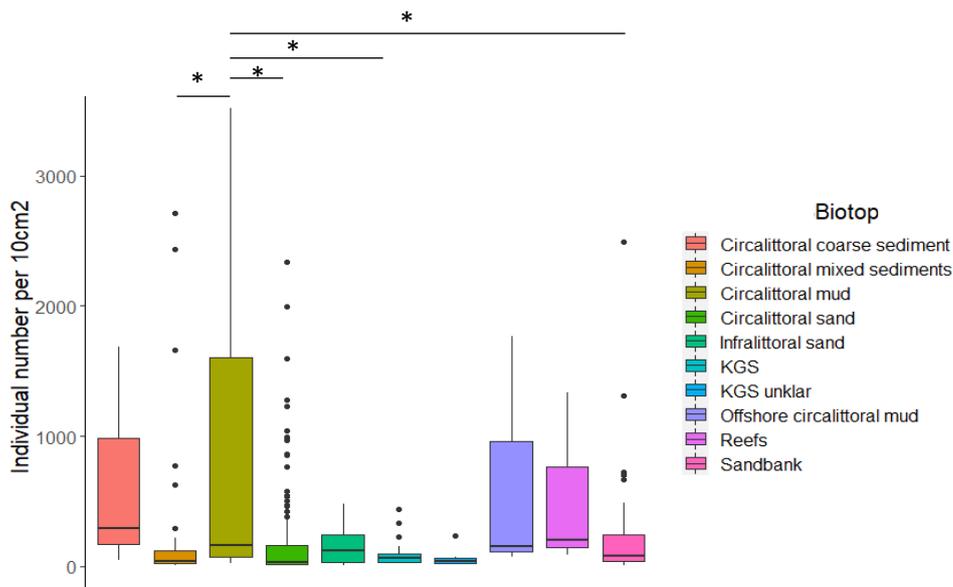


Abbildung 4: Individuenzahlen pro 10cm² pro Habitat des Schleswig-Holsteinischen Küstenmeeres. Das Schlick Habitat unterscheidet sich signifikant von dem Circalittoral mixed sediment, dem Circalittoral Sand, dem KGS und der Sandbank.

Für die beprobte Region im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer konnten alle typischen Meiofauna-Großgruppen entdeckt werden. Dazu gehören Rotifera, Loricifera, Tardigrada, Acari, Kinorhyncha, Gastrotricha, Nematoda, Copepoda, sowie Nauplien und die in der Meiofauna temporär vertretenen Gruppen Amphipoda und Ostracoda (s. Anhang Tab. 11). Eine klassische Meiofauna-Verteilung mit höchsten Abundanzen für Nematoden, gefolgt von Copepoden, konnte für die beprobten Stationen ermittelt werden (Abb. 3). Die Individuenzahlen pro Station schwankt stark von einem Maximum von 483 Copepoden auf der Amrumbank42 und 3518 Nematoden der Elbe9 Station zu einem Minimum von 1 Copepoden auf der südAmrumbank48 und 9 Nematoden an der Elbe6 Station (Abb. 3).

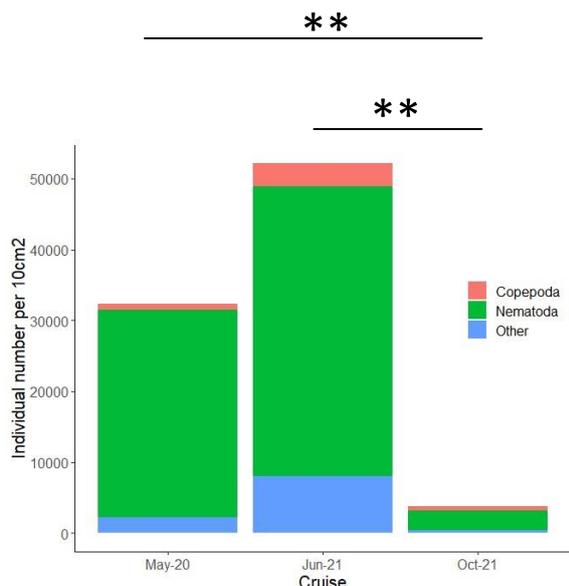
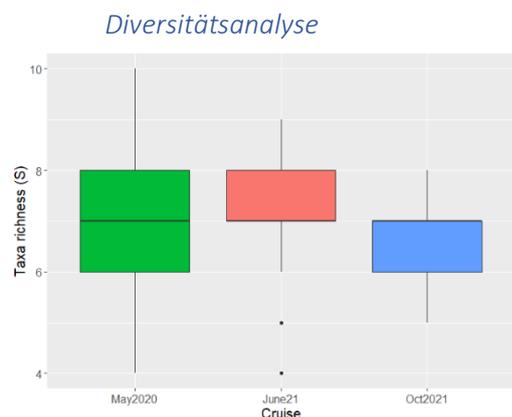


Abbildung 5: Individuenzahlen pro 10cm² pro Schiffsausfahrt für die Meiofauna-Gemeinschaft. Rot ist der Copepoden Anteil, grün der Nematoden Anteil und blau der Anteil aller anderer Meiofauna-taxa an der Gemeinschaft. Die Oktober Ausfahrt unterscheidet sich signifikant von den anderen Ausfahrten in ihrer Individuenzahl.

Vergleicht man die Individuenzahlen in Abhängigkeit von den beprobten Biotopen, so unterscheidet sich das Circalittoral mud habitat signifikant von einigen anderen Habitaten in seiner Meiofauna-Abundanz pro 10cm². Dabei handelt es sich vor allem um die Sand-Habitats (Abb. 4; Permanova: CLS, CLMS, KGS, SB-CLM: df=1, p<0.5). Während zum Beispiel im KGS eine mittlere Individuenzahl von 63 pro 10cm² zu verzeichnen ist, weist das Circalittoral mud Habitat 787 Individuen pro 10cm² auf. Zudem unterscheidet sich die Meiofauna-

Individuenzahl pro 10cm² für die Oktober-Ausfahrt signifikant von der Mai2020 und der Juni2021 Beprobung.

Eine mittlere Individuenzahl von 347 pro 10cm² sowohl für die Mai2020 als auch für die Juni2021 Ausfahrt konnte bestimmt werden, wohingegen die Individuenzahl im Oktober2021 auf 52 pro 10cm² beschränkt ist (Abb. 5).



Die Taxavielfalt (S) dient als Grundlage zur Berechnung der Diversitätsindikatoren. Die mittlere Anzahl an Meiofauna-Taxa unterscheidet sich nicht zwischen den Habitaten, schon aber zwischen der Juni2021 und der Oktober2021 Beprobung (pairwise t-test: Biotope: $p > 0.5$, Saisonal: $p < 0.5$; Tab. 2, Abb. 6).

Abbildung 6: Meiofauna-Großgruppen Diversität in Abhängigkeit von der Schiffsausfahrt. Die Juni 2021 Ausfahrt unterscheidet sich signifikant von der Oktober 2021 Ausfahrt.

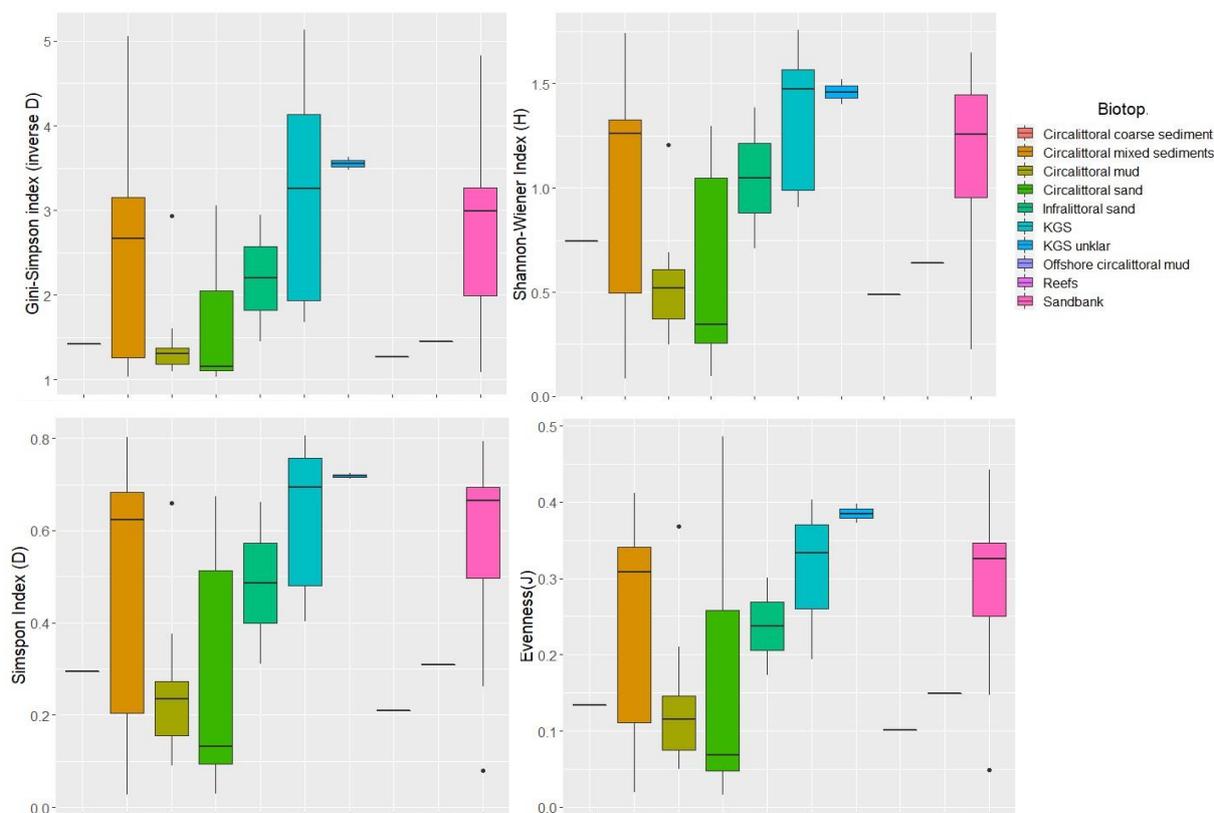


Abbildung 7: Diversitäts-Indikatoren pro beprobtes Habitat für die Meiofauna-Gemeinschaft.

Diversitäts-Indikatoren wurden basierend auf den Meiofauna-Taxa-Daten für die beprobten Habitaten berechnet und die Diversität der verschiedenen Biotope, als auch zwischen den saisonalen Ausfahrten

verglichen. Die Diversitätsindikatoren sprechen für eine vergleichsweise hohe Diversität auf den KGS-Flächen, der Sandbank und den gemischten Sedimenten, wohingegen die Schlick Habitats eine geringe Ausprägung zeigen (Abb. 7; vgl. Tab. 2: Shannon-Wiener und Simpson-Index).

Tabelle 3: Mittelwerte der verschiedenen Diversitäts-Indikatoren für die beprobten Habitats und die mittlere Individuenzahl pro 10cm² für die Nematoden-Diversität. Grün markiert sind Höchstzahlen der Abundanz, orange hingegen geringste Individuenzahlen der Nematoden in den jeweiligen Habitats.

Habitat	Mittlere Wassertiefe in (m)	Mittlerer Shannon-Wiener index	Mittlerer Gini-Simpson index	Mittlere Evenness	Mean taxa Anzahl (S)	Mittlere Meiofauna Abundanz in 10 cm ²
CLCS	14±0	0.75±0	1.42±0	0.13±0	9±0	155±0
CLMS	16.5±5.7	1.02±0.5	2.47±1.1	0.25±0.1	7±1	49±68
CLM	22.6±5.1	0.54±0.3	1.41±0.5	0.13±0.1	7±1	182±82
CLS	13±3.5	0.56±0.4	1.53±0.6	0.14±0.1	6±1	45±44
ILS	7.4±0.4	1.05±0.5	2.2±1	0.24±0.1	8±2	38±44
KGS	15.9±5	1.35±0.3	3.21±1.3	0.3±0.1	8±1	21±13
KGS?	19.6±1.8	1.46±0.1	3.55±0.1	0.38±0	7±1	16±16
OCLM	57.6±0	0.49±0	1.27±0	0.1±0	8±0	153±0
Reef	54.7±0	0.64±0	1.45±0	0.15±0	8±0	125±0
SB	11.7±2.2	1.15±0.4	2.7±1	0.29±0.1	7±1	55±58

Die Taxa-Verteilung über die Stationen in Abhängigkeit von den Biotop-Klassifikationen zeigte, dass gröbere Sedimente, wie das FFH 110 SB-Habitat andere Großgruppenzusammensetzungen zeigten, als feinere Sedimente, wie das MSFD CLM Habitat. Besonders im CLM-Habitat fehlten viele typische Vertreter der Meiofauna, wie Rotifera, Loricifera und Tardigrada. Dies spiegelt sich auch in der Gemeinschaftsanalyse wider. Die Analyse der Nicht-metrischen Multidimensionalen Skalierung (NMDS) wird genutzt, um, in diesem Fall, das Taxavorkommen bestmöglich räumlich zu erklären, d.h. Taxa, die nahe beieinander angeordnet werden zeigen viele Ähnlichkeiten, gemessen an den erhobenen Parametern. Hingegen weisen räumlich weit entfernte Arten mehr Unterschiede auf. Das CLM-Habitat unterscheidet sich in seiner Meiofauna-Gemeinschaft signifikant von den Sand-Habitaten (Abb. 8; Permanova: CLS, CLMS, KGS, SB-CLM: $df=1$, $p<0.5$).

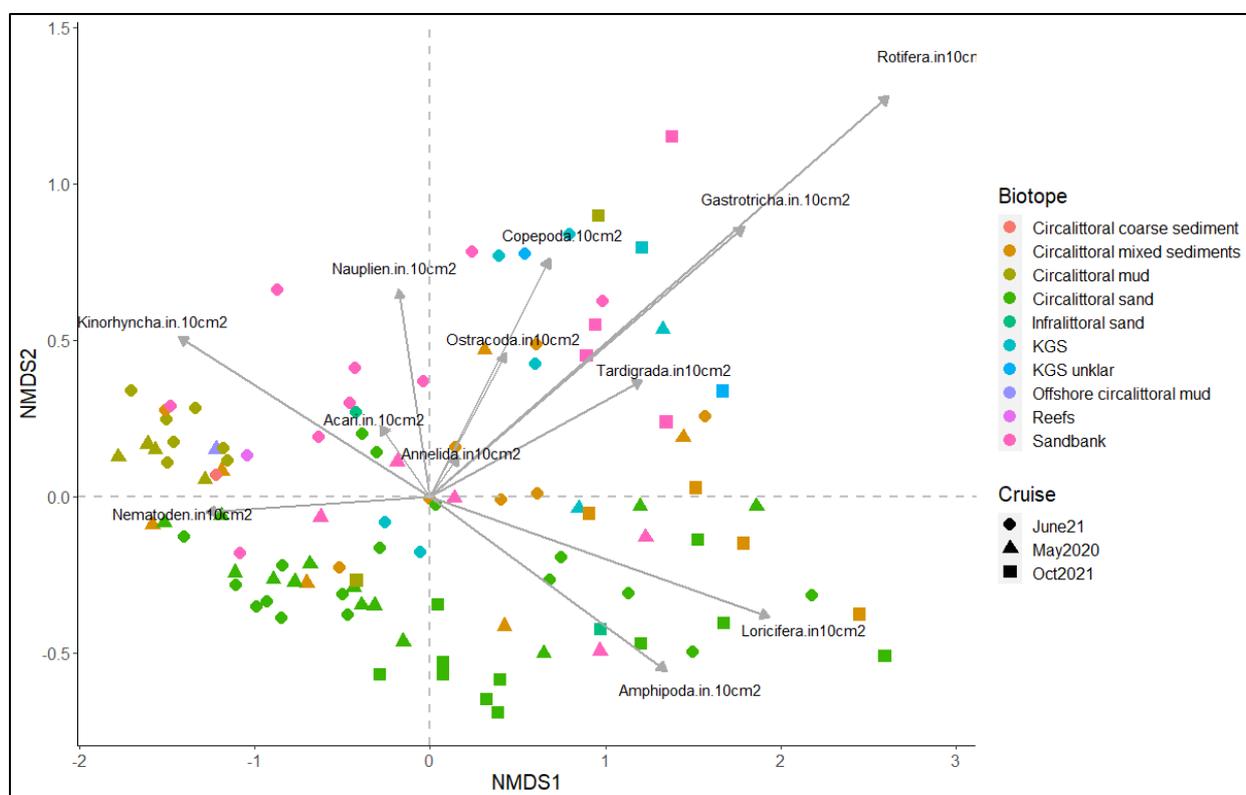


Abbildung 8: NMDS-Gemeinschaftsanalyse der Meiofauna-Großgruppen in Abhängigkeit von der Ausfahrt, dem Habitat und der nachgewiesenen Taxa.

Zudem besteht ein signifikanter, saisonaler Unterschied in den Meiofauna-Gemeinschaften (Permanova: Mai/Juni – Oktober: $df=1$, $p<0.01$). Diesen Trend gilt es auf Grund des geringen Datensatzes für die Herbstausfahrten erneut zu prüfen. Ein grundlegender Vergleich der Beprobungsstationen zeigt keine statistischen Unterschiede auf (Permanova: $p>0.5$).

Nematoden

Diversitätsanalyse

Pro Station wurden 150-160 Nematoden zufällig aus den Proben entnommen und bestimmt. Die Nematodenvielfalt wurde auf Gattungsebene bestimmt (s. Anhang, Tab. 12). In den Mai2020 Proben konnten so insgesamt 81 Gattungen bestimmt werden und in den Oktober 2021 Proben 80 Gattungen. Insgesamt kamen 98 verschiedene Gattungen im Beprobungsgebiet des Schleswig-Holsteinischen Wattenmeeres zusammen. Mit einem Maximum von 38 Gattungen im Rocheltief (Station 11, Oktober2021) über den Beprobungszeitraum hinweg und einem Minimum von 7 Gattungen in der Elbe (Station 4, Oktober 2021) lag die mittlere Anzahl an verschiedenen Gattungen pro Station bei ~23 Gattungen pro 10cm² unabhängig vom Beprobungszeitraum (Mai2020-Oktober2021). Keine signifikanten Unterschiede in der Abundanz der Nematoden-Gattungen konnten festgestellt werden, weder im Habitatvergleich (Abb. 9; Anova: df=3, p=0.905) noch zwischen den Beprobungsausfahrten Mai und Oktober (t-test: df=35.27, p=0.456, Tab. 3).

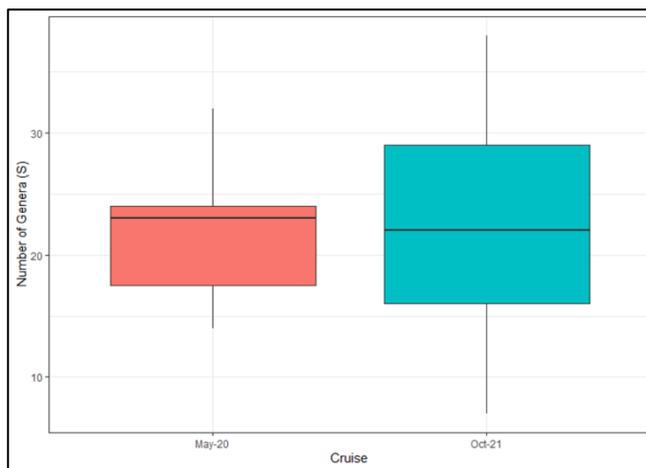


Abbildung 9: Gattungsabundanz der Nematoden-Gemeinschaft pro Schiffsausfahrt.

Der Simpson-Diversitätsindikator für die Nematodendiversität liegt im Mittel bei 0.88 und die Evenness, auch Ausbildungsgrad der Diversität genannt, bei 0.66, unabhängig von der Saison, was auf eine hohe Diversität (1=größtmögliche Diversität) und eine mäßige bis hohe Gleichverteilung schließen lässt (1=totale Gleichverteilung). Der Shannon-Wiener Index liegt für die Mai Proben bei 2.74 und für die Oktober Proben bei 2.41. Zu beachten ist, dass der Shannon-Wiener Index den Grad der Diversität umgekehrt proportional zum Simpson-Index darstellt welcher für die Mai Proben bei 0.92 und für die Oktober Proben bei 0.84 liegt (Tab. 3). Kleine Werte zeigen größere Diversität an als große Werte, womit die Werte der beiden Diversitäts-Indikatoren vergleichbar sind. Der Shannon-Wiener Index nimmt neben der Artzahl („Richness“) auch die Verteilung der Arten („Evenness“) in seine Berechnung mit auf. Der Simpson-Index wird neben dem Shannon-Wiener-Index zur Abbildung der Diversität im Probengebiet verwendet, da er, basierend auf den gesammelten Daten, angibt, mit welcher Wahrscheinlichkeit zwei zufällig gewählte Individuen der gleichen Art angehören.

Tabelle 4: Diversitäts-Indikatoren für die Nematoden-Vielfalt im Mai und Oktober.

Ausfahrt	Gattungsvielfalt (S)	Simpson Index (D)	Shannon-Wiener Index (H)	Evenness (J)
Mai	21.9±4.5	0.92±0.03	2.74±0.26	0.73±0.11
Oktober	23.3±8.2	0.84±0.12	2.41±0.59	0.59±0.18

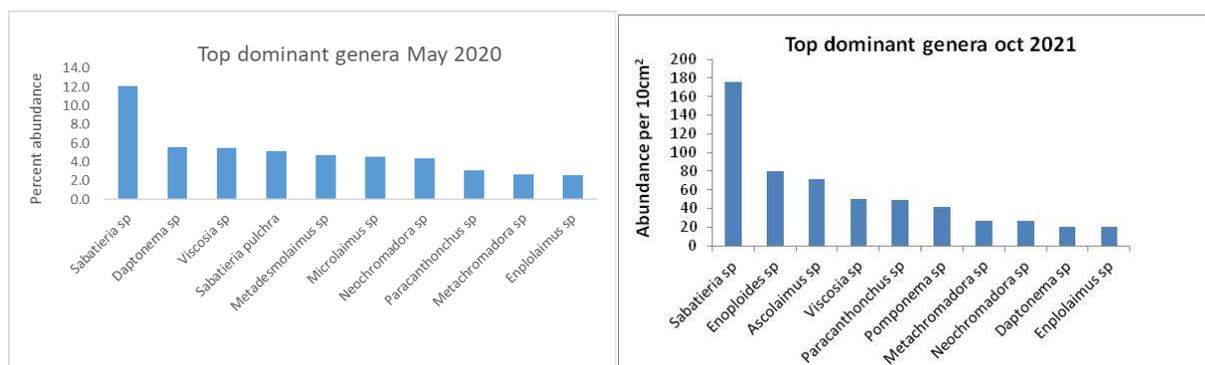


Abbildung 10: Dominante Nematoden-Gattungen für die Mai und Oktober Ausfahrten.

Dominante Gattungen in den Proben waren *Sabateria sp.*, *Daptonema sp.*, *Viscosia sp.*, *Enoploides sp.* und *Ascolaimus sp.*. In den Mai Proben war *Daptonema sp.* die zweit-häufigste Gattung, welche im Oktober durch *Enoploides sp.* und *Ascolaimus sp.* in ihrer Häufigkeit ersetzt wurden (Abb. 10). Auch seltene Gattungen, wie *Leptonemella*, *Rhynchonema*, *Monoposthia* und *Echinotheristus* wurden im Wattenmeer Schleswig-Holstein gefunden. Interessante Beobachtungen waren auch, dass einige Gattungen Epibionten trugen, dessen Interaktionen von unbekannter Bedeutung sind Eine Liste der abundanten Nematoden-Gattungen befindet sich im Anhang (Tab. 11). Die Abundanzen der Nematoden Gattungen wurde als Basis für die Nicht-metrische Multidimensionalen Skalierung (NMDS) genutzt. Die Analyse zeigte eine statistisch signifikante Separierung der im Mai2020 abundanten Nematoden Gattungen von denen im Oktober2021 (Abb. 11; Permanova: df=1, p<0.001). In diesem Vergleich ist zu beachten, dass die Anzahl der Proben pro Saison variieren (Mai: n=31, Oktober: n=25). Außerdem konnte ermittelt werden, dass sich das Sandbank Habitat signifikant von dem Cirralittoral mud und Cirralittoral sand Biotop unterscheidet (Abb. 11; Permanova: p<0.5).

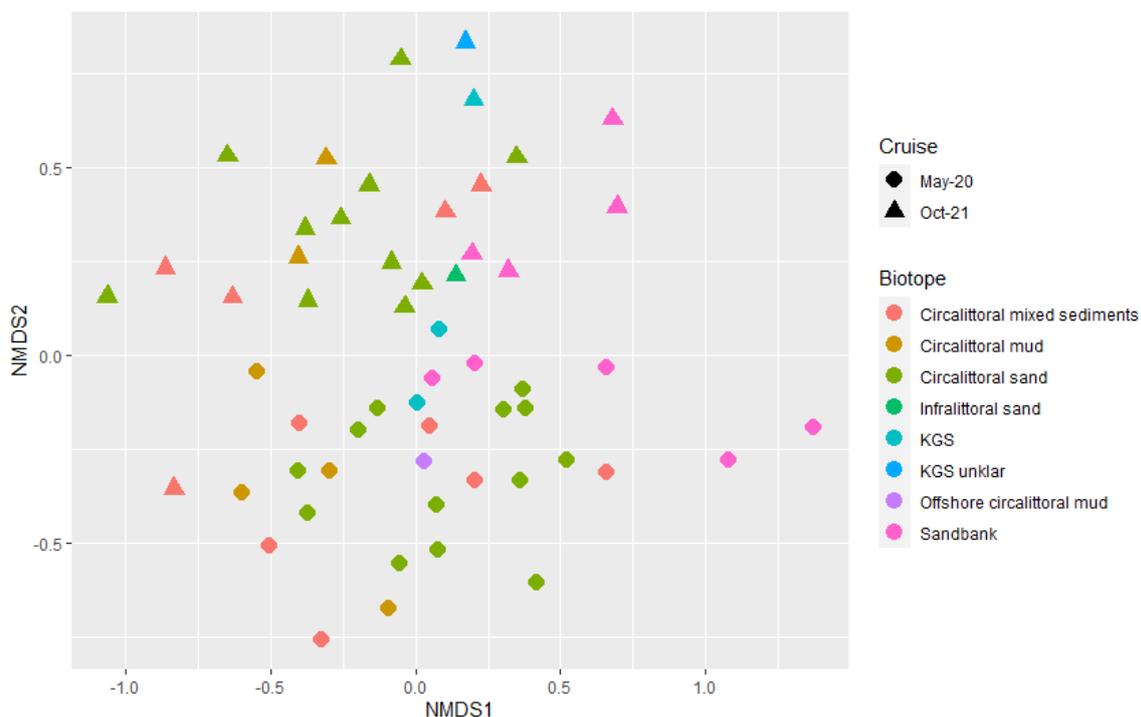


Abbildung 11: NMDS-Gemeinschaftsanalyse der Nematoden-Gattungen für die verschiedenen Habitate und Ausfahrten.

Biomasse pro Gattung

Die Biomasse der Nematoden wurde mit Hilfe eines Bildanalyseprogramms ermittelt, welches im Laufe des Projekts entwickelt und verbessert. Länge und Breite der Individuen wurden anhand der Bilder gemessen. Die Fläche und das Biovolumen der Tiere wurden ermittelt und so die Biomasse berechnet. Ein zylindrisches Volumen der Individuen wurde vorausgesetzt (Abb. 12), um die Biomasse möglichst präzise zu bestimmen und folgende Formel wurde angewandt:

$$W = (L \cdot D^2) / (1.6 \cdot 10^6)$$

(W = Masse (Nassgewicht in μg) pro Individuum, L = Nematoden Länge (in μm), D = Körperdurchmesser an breitester Stelle (in μm)).

So konnten folgende Biomasse-Daten über das Biovolumen der

Nematoden pro Gattung generiert werden und bilden nun die Basis zur Berechnung der verfügbaren Biomasse im System des Schleswig-Holsteinischen Wattenmeeres (Tab. 4):

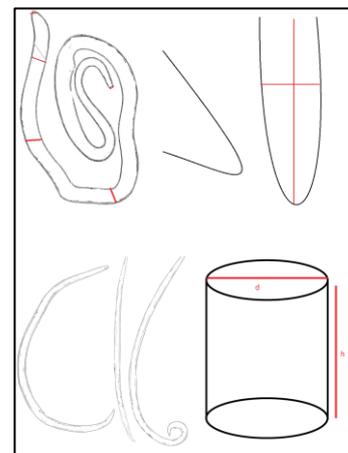


Abbildung 12: Veranschaulichung der Biomasse-Messungen für Nematoden und dessen Körperform-Vergleich mit einem Zylinder.

Tabelle 5: Biomasse-Daten für die verschiedenen Nematoden-Gattungen.

Nematoden-Gattung	Länge in μm	Durchmesser in μm	Biomasse in mg
<i>Actinonema</i>	666	21	0.184
<i>Aegialoalaimus</i>	573	31	0.344
<i>Amphimonhystera</i>	483	17	0.087
<i>Anticoma</i>	1543	24	0.555
<i>Araeolaimus</i>	337	12	0.030
<i>Ascolaimus sp</i>	2019	22	0.611
<i>Axonolaimus</i>	678	13	0.072
<i>Bathyeurystomina</i>	403	19	0.091
<i>Bathylaimus sp</i>	1014	24	0.365
<i>Bolbolaimus</i>	465	16	0.074
<i>Calomicrolaimus</i>	466	18	0.094
<i>Calyptonema sp</i>	2055	24	0.740
<i>Camacolaimus</i>	704	13	0.074
<i>Campylaimus</i>	590	15	0.083
<i>Catanema sp</i>	2011	23	0.665
<i>Ceramonema</i>	666	17	0.120
<i>Chromadora</i>	477	22	0.144
<i>Chromadorita</i>	488	21	0.135
<i>Chromospirina sp</i>	1012	18	0.205
<i>Comesoma sp</i>	1015	21	0.280
<i>Cyatholaimus</i>	438	21	0.121
<i>Daptonema oxycerca</i>	540	35	0.413
<i>Daptonema setosum</i>	521	29	0.274
<i>Daptonema sp</i>	333	12	0.030
<i>Desmolaimus</i>	463	13	0.049
<i>Dichromadora</i>	771	21	0.213
<i>Diplopeltoides</i>	2224	21	0.613
<i>Dorylaimopsis sp</i>	2018	20	0.505
<i>Enoploides sp</i>	1421	44	1.719
<i>Enplolaimus sp</i>	1121	31	0.673
<i>Epacanthion</i>	1349	55	2.550
<i>Eurystomina sp</i>	3123	42	3.443

<i>Gammanema sp</i>	1121	22	0.339
<i>Gonionchus sp</i>	1131	31	0.679
<i>Halalaimus</i>	1153	13	0.122
<i>Halichoanolaimus sp</i>	843	24	0.303
<i>Halomonhystera sp</i>	534	14	0.065
<i>Hypodontaliamus</i>	657	16	0.105
<i>Ledovitia</i>	1424	42	1.570
<i>Leptolaimus</i>	439	19	0.099
<i>Leptonemella sp</i>	789	19	0.178
<i>Longicyatholaimus sp</i>	1123	21	0.310
<i>Mesacanthion</i>	1331	39	1.265
<i>Metachromadora</i>	1034	31	0.621
<i>Metacomesoma</i>	989	34	0.715
<i>Metadesmolaimus</i>	1293	32	0.828
<i>Metalinhomoeus</i>	546	17	0.099
<i>Microlaimus</i>	1211	35	0.927
<i>Monhystera sp</i>	567	17	0.102
<i>Monoposthia sp</i>	1211	31	0.727
<i>Neochromadora</i>	744	22	0.225
<i>Odontophora</i>	423	17	0.076
<i>Oncholaimus sp</i>	943	17	0.170
<i>Onyx sp</i>	978	23	0.323
<i>Oxyonchus sp</i>	876	21	0.241
<i>Oxystomina</i>	2122	24	0.764
<i>Paracanthonchus sp</i>	1211	24	0.436
<i>Paracyatholaimus sp</i>	1453	21	0.400
<i>Pareurystomina sp</i>	1121	21	0.309
<i>Polygastrophora</i>	987	19	0.223
<i>Pomponema</i>	433	19	0.098
<i>Rhips</i>	397	13	0.042
<i>Rhynchonema sp</i>	534	15	0.075
<i>Richtersia sp</i>	876	22	0.265
<i>Sabatieria</i>	501	27	0.228
<i>Sabatieria</i>	1160	29	0.610
<i>Sabatieria</i>	443	12	0.040

<i>Setostephanolaimus spartinae</i>	3331	19	0.752
<i>Sigmophornema sp</i>	1223	19	0.276
<i>Siphonolaimus</i>	981	32	0.628
<i>Southerniella sp</i>	578	18	0.117
<i>Sphaerolaimus</i>	491	45	0.621
<i>Spilophorella</i>	686	30	0.386
<i>Spirinia sp</i>	2346	17	0.424
<i>Steineria sp</i>	1452	27	0.662
<i>Stephanolaimus</i>	476	29	0.250
<i>Terschellingia longicaudata</i>	1432	18	0.290
<i>Terschellingia sp</i>	1536	23	0.508
<i>Thalassoalaimus sp</i>	999	26	0.422
<i>Theristus</i>	561	24	0.202
<i>Trefusia sp</i>	876	17	0.158
<i>Tripyloides sp</i>	1334	25	0.521
<i>Viscosia elegans</i>	1008	22	0.305
<i>Viscosia sp</i>	1209	29	0.635
<i>Xyala sp</i>	409	21	0.113

U4 - Charakterarten und Ernährungstypen

Zur Unterstützung der voran gegangenen Ergebnisse wurden für die Nematoden-Gemeinschaften Isotopen-Werte gemäß ihres Ernährungstypus generiert (s. Anhang, Tab. 13). Vier Ernährungstypen können unterschieden werden: omnivore, herbivore, selektive und nicht-selektive Ernährung (Wieser, 1953).

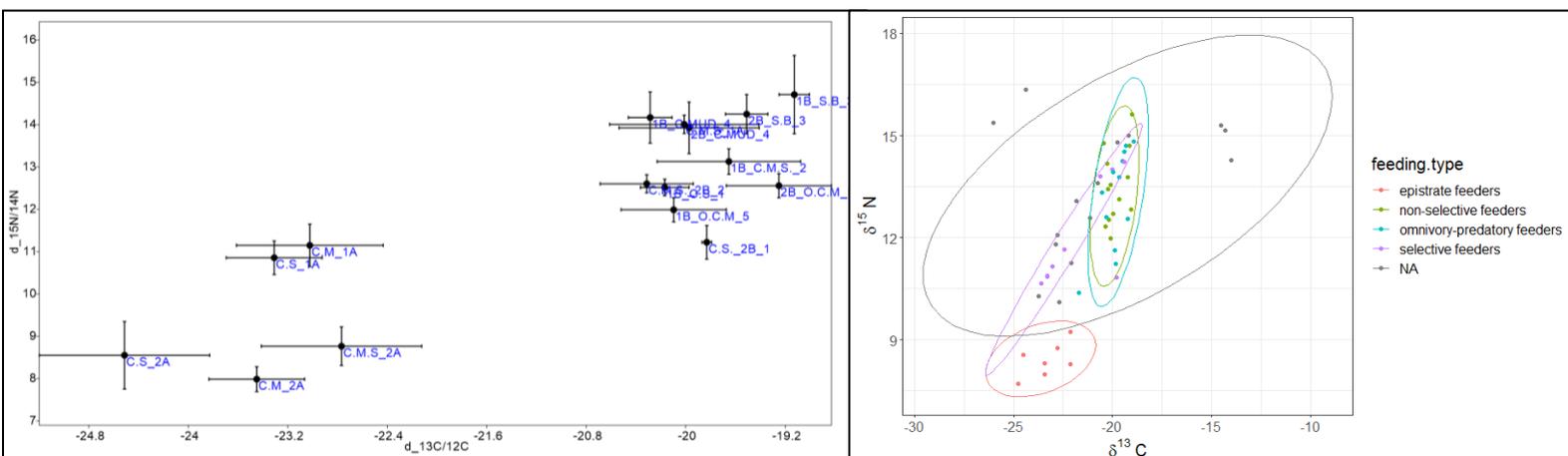


Abbildung 13: $\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}$ Werte für die verschiedenen Nematoden-Ernährungstypen und die verschiedenen Habitate. Die vier Ernährungstypen haben folgende Abkürzungen: 1B=nicht-selektive Ernährung 2B= omnivore-predatorische Ernährung, 1A= selektive Ernährung, 2A= Epistrate Ernährung. Die Biotopbezeichnungen sind wie folgt gekennzeichnet: C.S.=circalittoraler Sand, CMS= circalittoraler gemischtes Sediment, S.B.= Sandbank, C.MUD=circalittoraler Schlamm und O.C.M = Offshore circalittoraler Schlamm.

Die Isotopen Daten lagen zwischen 19.13 bis 24.51‰ für $\delta^{13}\text{C}$ und zwischen 7.986 und 14.708‰ für $\delta^{15}\text{N}$ unabhängig vom Ernährungstyp. Drei Replikate pro Ernährungstyp und pro Habitat wurden verglichen und die Mittelwerte können wie folgt dargestellt werden (Abb. 13).

Der Kohlenstoffwert der selektiven und Epistrot Ernährer liegen dabei in einem Bereich um -23‰, wohingegen die nicht-selektiven und omnivor-predatorischen Ernährer Werte um -20‰ aufweisen. Auch die Stickstoffwerte sind um ~3‰ höher für die nicht-selektiven und omnivor-predatorischen Nematoden. Die Unterschiede der Isotopen-Werte zwischen den verschiedenen Ernährungsformen der Nematoden sind statistisch signifikant (t-test: $\delta^{13}\text{C}$: 2A-1B, 2B, 1A+ 1A-1B, 2B: $p > 0.001$, $\delta^{15}\text{N}$: 2A-1B, 2B, 1A: $p > 0.001$; 1A-1B, 2B: $p > 0.05$)

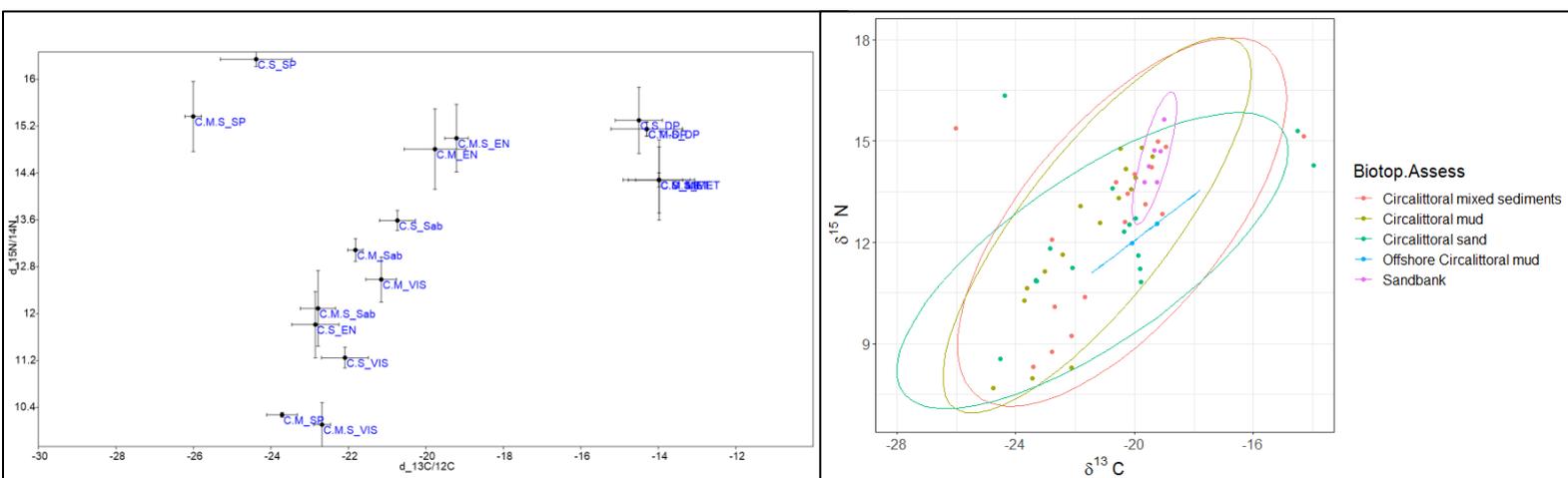


Abbildung 14: $\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}$ Werte für die verschiedenen Nematoden-Gattungen und die verschiedenen Habitats. Folgende Abkürzungen werden für die Gattungen verwendet: Sab= Sabatieria, VIS= Viscosia, SP= Sphaerolaimus, EN = Enploides, MET = Metachromadora, DP = Daptonema.

Aufgeschlüsselt nach Biotop und Nematoden-Gattung ergeben sich weitere Isotopen-Werte für die Nematoden-Gemeinschaft (Abb. 14; s. Anhang, Tab. 13). Die $\delta^{15}\text{N}$ -Werte variieren vom niedrigsten Wert für *Viscosia* sp (10.10‰ $\delta^{15}\text{N}$) im Circalittoral mixed sediment zum höchsten Wert für *Sphaerolaimus* am Circalittoral sand Standort (16.34‰ $\delta^{15}\text{N}$). $\delta^{13}\text{C}$ -Werte waren am höchsten für *Sphaerolaimus* sp im Circalittoral mixed sediment (-26.006‰ $\delta^{13}\text{C}$) und am niedrigsten für *Metachromadora* sp (-13.98‰ $\delta^{13}\text{C}$) im Circalittoral mud Biotop (Abb. 14; Tab. 5). Auffällig ist, dass *Sphaerolaimus* (-26‰ $\delta^{13}\text{C}$), vor allem durch seine Kohlenstoff-Werte separiert ist von anderen Nematoden-Gattungen (-20‰ $\delta^{13}\text{C}$), genauso wie *Daptonema* und *Metachromadora* (-14‰ $\delta^{13}\text{C}$) separiert sind.

Tabelle 6: Mittlere Isotopenwerte pro Habitat für die Nematoden-Gemeinschaft.

Biotop	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$
Circalittoral mixed sediment	-20.4±2.9	12.±2.3
Circalittoral mud	-20.8±2.9	12.3±2.5
Circalittoral sand	-21.2±3.1	11.8±2.2
Offshore Circalittoral mud	-19.7±0.5	12.3±0.3
Sandbank	-19.3±0.2	14.5±0.7

Die Stickstoff-Werte unterschieden sich signifikant zwischen dem Circalittoral mud und dem Sandbank Habitat (t-test: $p < 0,5$). In den Kohlenstoff-Werten unterscheiden sich die Nematoden statistisch nicht zwischen den Habitaten (Abb. 14, Tab. 5).

Die Isotopen-Daten der Nematoden befinden sich im Publikationsprozess.

Copepoden
Diversitätsanalyse

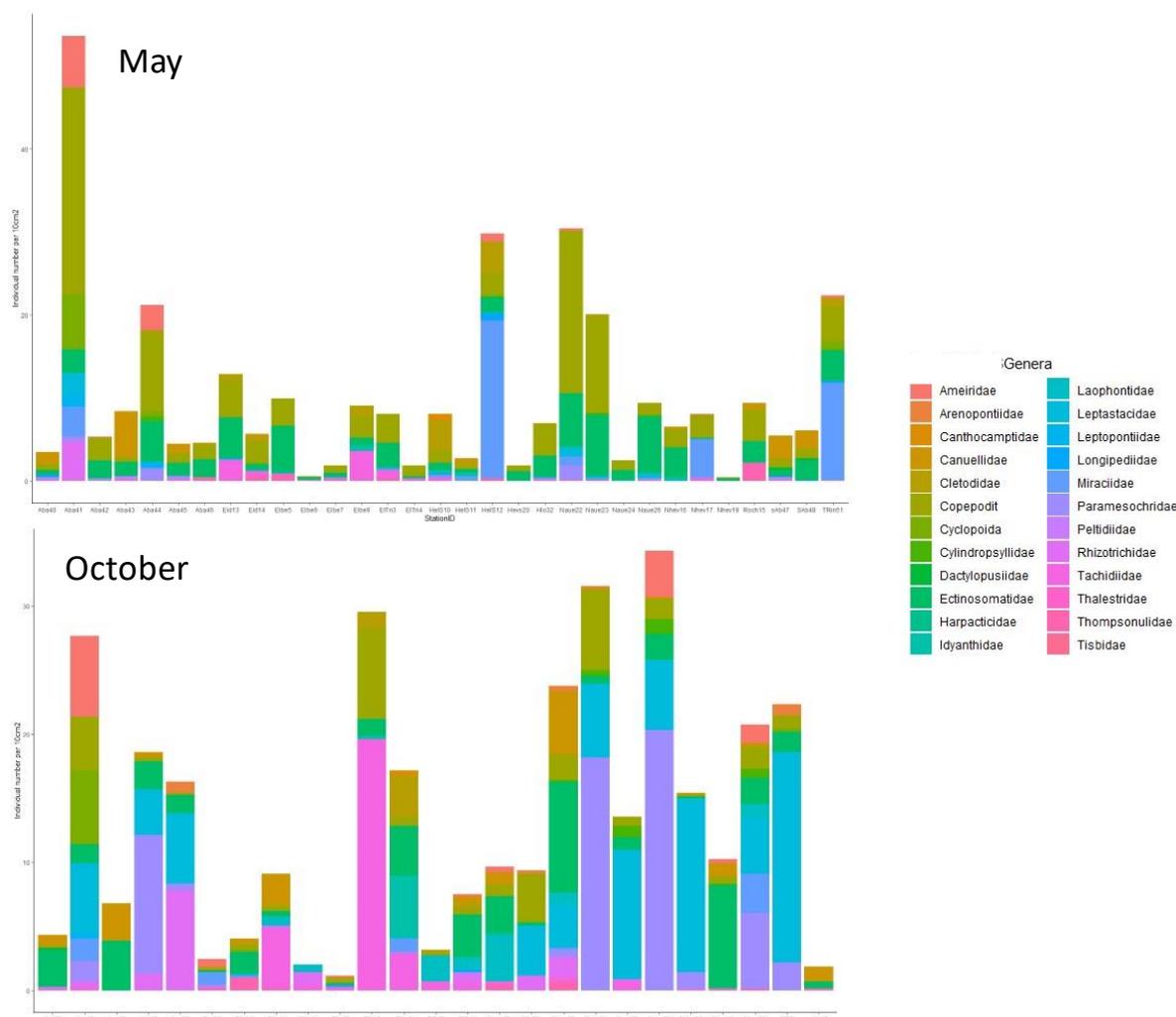


Abbildung 15: Individuenzahlen pro 10cm² für die abundanten meiobenthischen Copepoden-Familie pro Station und separiert nach Ausfahrt. Folgende Familien konnten identifiziert werden: Ameiridae, Arenopontidae, Canthocamptidae, Canuellidae, Cletodidae, Cyclopoida, Cyliindropsyllidae, Ectinosomatidae, Harpacticidae, Idyanthidae, Laophontidae, Leptastacidae, Leptopontiidae, Longipediidae, Miraciidae, Paramesochridae, Peltidiidae, Rhizotrichidae, Tachidiidae, Thalestridae, Thompsonulidae und Tisbidae. Außerdem sind noch Copepoditen aufgelistet.

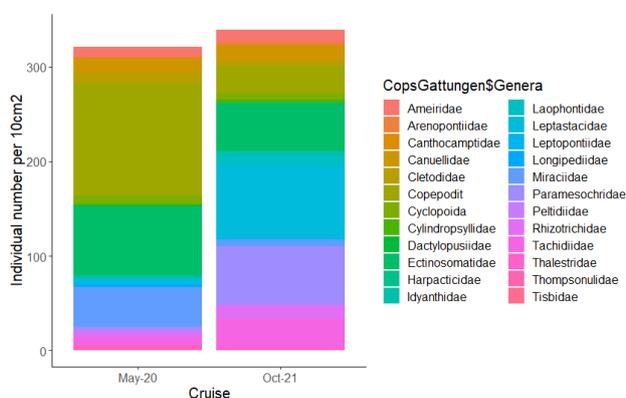


Abbildung 16: Individuenzahlen der Copepoden-Gattungen pro Schiffsausfahrt.

Es konnten 120 verschiedene meiobenthische Copepoden Arten im Beprobungsgebiet des Schleswig-Holsteinischen-Wattenmeeres während des Projektzeitraumes identifiziert werden, wovon 23% (28 Arten) unbeschrieben sind (s. Anhang, Tab. 14). Davon konnten 78 Arten im Mai und 72 Arten im Oktober gefunden werden. Mit einer Individuenzahl von 53,6 wies die Station „Amrumbank41“ die meisten Individuen pro 10cm² auf und die

Station „Norderhever19“ mit 0.43 pro 10cm² die wenigsten Copepoden (Abb. 15). Die Individuenzahl unterscheidet sich im Vergleich zwischen den Stationen, den Biotopen und den Saisonen nicht (Abb. 16).

Die höchste Artenvielfalt mit 27 Arten wurde ebenfalls auf der „Amrumbank41“ gefunden und die geringste Vielfalt mit 2 Arten an der „Norderau24“, nämlich die Arten *Leptastacus cf. Laticaudatus* und *Halectinosoma sp. n. 1*. Es konnten einige Arten in den Proben identifiziert werden, welche Erstnachweise für die Nordseeregion darstellen, wie *Sicameira gracilis* (Nachweise in England, Isle of Man und Norwegen), *Amphiascoides nanus* (Nachweis von Spitzbergen, Norwegen), *Cletodes smirnovi* (Nachweis in La Rochella, Frankreich), *Amenophia ovalis* (Nachweis aus der Antarktis) und *Haloschizopera lima* (Nachweis im Tiefengraben Perus). Bemerkenswert ist auch, dass unser Fund von *Haloschizopera lima* und *Cletodes smirnova* erst zum zweiten Mal weltweit dokumentiert ist. Unbeschriebene Arten konnten ebenso nachgewiesen werden. Darunter eine Art der Familie *Inermiphonte* (Nachweis für England) (s. Anhang, Tab. 14).

Copepoditen dominieren die Copepoden Abundanz. Abgesehen davon sind Ectinosomatidae ($\bar{0}2.2 \pm 2.14$ Individuen pro 10cm²), Leptastacidae ($\bar{0}1.47 \pm 3.35$ Individuen pro 10cm²) und Paramesochridae ($\bar{0}1.18 \pm 3.89$ Individuen pro 10cm²) unabhängig vom Habitat und der Ausfahrt am häufigsten vertreten.

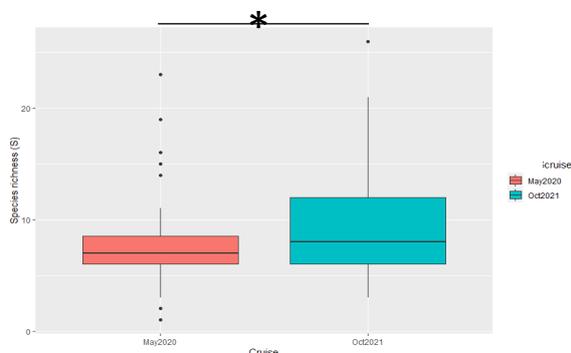


Abbildung 17: Arten-Diversität der meiobenthischen Copepoden pro Schiffsaufahrt. Es gibt einen signifikanten Unterschied in der Diversität analysiert anhand der verschiedenen Ausfahrten.

Die Artenvielfalt und die Copepoden Artabundanz ist zwischen den Oktober und Mai Proben signifikant unterschiedlich (Abb. 17; pairwise t-test: S: $p < 0.5$). Der Vergleich der Stationen untereinander zeigt keine signifikanten Unterschiede in der Artabundanz (Abb. 15).

Der Habitatvergleich zeigt signifikante Unterschiede in der Artabundanz der Copepoden in den Sandbank- und Schlick-Habitaten im Vergleich zu anderen Biotopen (Permanova: CLS,

CLMS, CLM-SB: $df=1$, $p < 0.5$; CLMS, CLS-CLM: $df=1$, $p < 0.5$), nicht aber in der Familienverteilung zwischen den Habitaten (Abb. 18). Die Artenvielfalt wird dominiert von Ectinosomatidae (6 Gattungen, 22 Arten), Ameiridae (8 Gattungen, 18 Arten) und Miracidae (10 Gattungen, 14 Arten) unabhängig von der Beprobungsmethode.

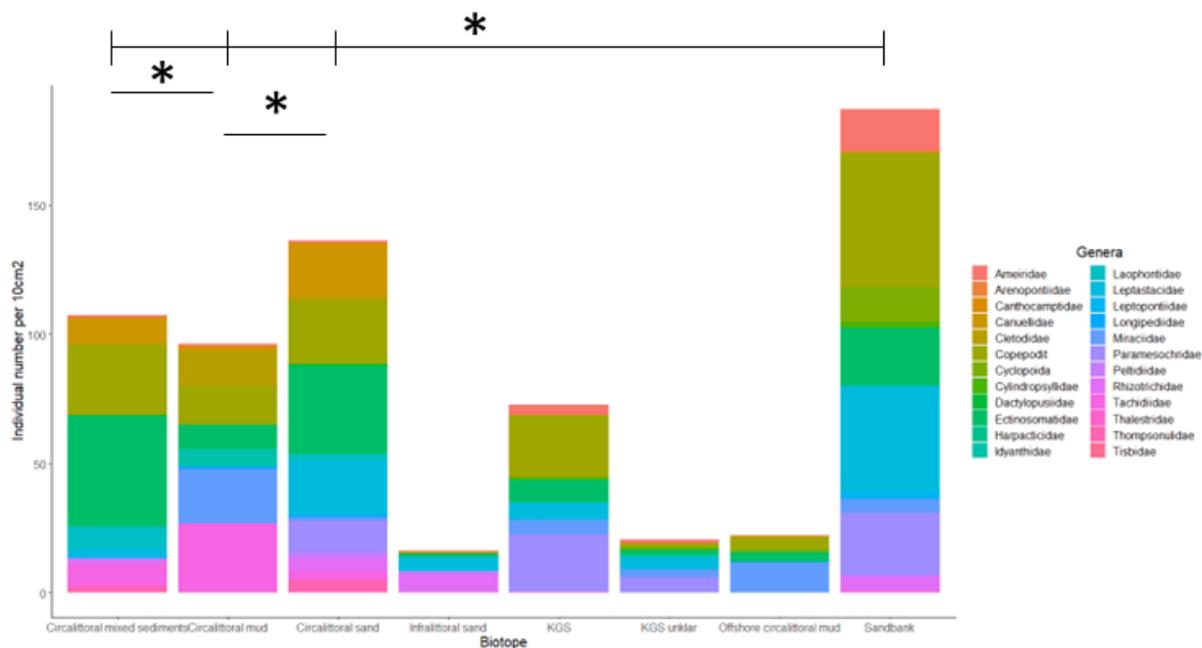


Abbildung 18: Familienabundanz der Copepoden pro Habitat. Signifikante Unterschiede in der Artabundanz konnten festgestellt werden und sind durch zwischen den Habitaten gekennzeichnet. Für eine bessere Darstellung wurde allerdings die Familienabundanz graphisch dargestellt, die in der Tat keine Unterschiede zwischen Habitaten aufweist.

Die Anzahl der verschiedenen Copepoden-Arten (S) unterscheidet sich nicht zwischen den beprobten Habitaten. Dies gilt auch für die Diversitäts-Indikatoren (Tab. 6).

Tabelle 7: Werte der Diversitäts-Indikatoren pro beprobtes Habitat für die Copepoden Diversität und die mittlere Individuenzahl pro 10cm².

Habitat	Mittlerer Shannon-Wiener index	Mittlerer Gini-Simpson index	Mittlere Evenness	Mittlere Artzahl (S)	Mittlere Copepoden Abundanz in 10 cm ²
CLMS	1.16±0.37	2.71±0.97	Inf	8.55±5.13	0.41±1.37
CLM	1.46±0.31	3.58±1.26	0.29±0.07	11.83±4.62	0.67±2.45
CLS	1.26±0.34	3.03±0.98	0.38±0.11	6.17±2.22	0.24±0.94
ILS	1.25	2.83	0.31	8	0.68±1.9
KGS	1.16±0.13	2.32±0.2	0.24±0.06	12.67±6.11	1.01±3.45
KGS?	1.96	5.83	0.27	21	0.86±1.56
OCLM	1.42	2.97	0.24	15	0.93±2.53
SB	1.22±0.39	2.84±1.37	0.31	12.11±8.25	0.87±2.82

Der NMDS-Graph verdeutlicht zudem, dass gerade in den Circalittoral mud Stationen viele pyriforme bzw. große meiobenthische Copepoden-Familien zu finden waren, wie *Tisbidae* und *Longipediidae* (Abb. 19). Diese Tendenz spiegelt sich auch in der Individuenzahl pro 10cm² wider, welche an den Schlickstationen von eben jenen Familien dominiert wird (Abb. 19). Die kleinen, zylindrischen Familien, wie *Arenopontiidae* oder *Leptopontiidae* sind hingegen häufiger in den Grobsand-Habitaten vertreten, wie z.B. in den Sandbank- und KGS-Stationen.

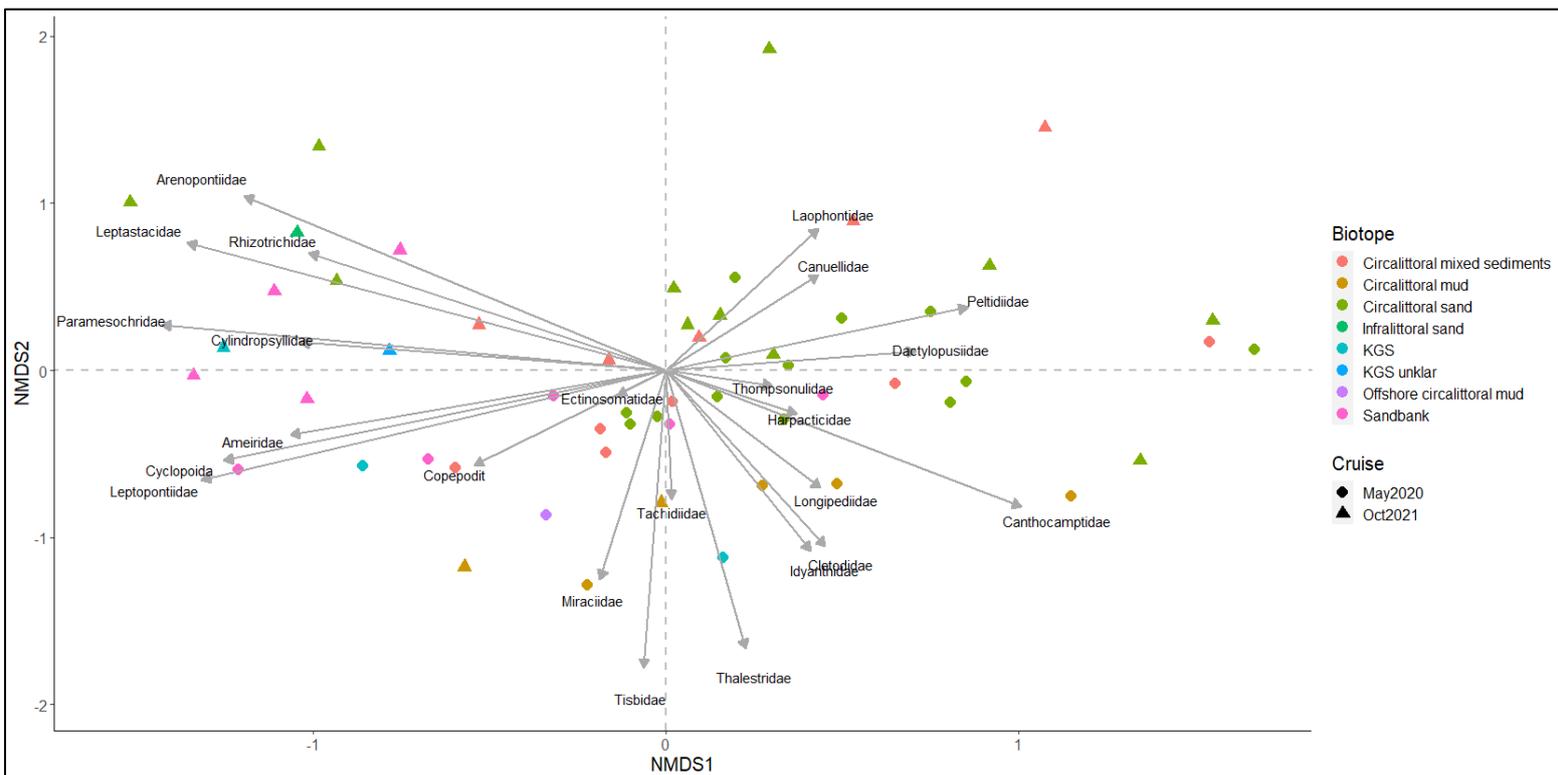


Abbildung 19: NMDS-Copepoden-Gemeinschaftsanalyse für die beprobten Habitate und die Schiffsausfahrten in Abhängigkeit von der Artabundanz.

Artnachweise der harpacticiden Copepoden

Im Anhang befindet sich eine ausführliche Artenliste (s. Anhang, Tab. 14).

Ectinosomatidae können in vielen verschiedenen benthischen Habitaten gefunden werden (Boxshall and Halsey, 2004). Interstitielle Arten wie *Arenosetella* and *Glabrotelson* mit zylindrischer Körperform konnten in sandigen Habitaten gefunden werden, wie der Sandbank (Huys et. al., 1996). *Glabrotelson bozici*, beschrieben aus Mittelmeer Regionen, konnte das erste mal für die Nordsee nachgewiesen werden. Fusiforme Körpertypen der Ectinosomatiden bewohnen fast alle anderen Biotope und Sedimente. Eine Gattung, *Halectinosoma*, ist dabei am dominantesten.

Die epibenthischen Thompsonulidae dominieren typischerweise grob-körnige sandige Sedimente, kommen aber in sandigen und schlickigen Sedimenten vor (Boxshall and Halsey, 2004). *Thompsonula*

hyaenae, mit seiner fusiformen Körperform, wurde im Mittelmeer und im Nordwesten Europas nachgewiesen und konnte in unserer Studie auch in feinem und schlickigem Sand gefunden werden.

Paramesochridae haben vermiforme Körperformen, die ihnen dabei helfen interstitiell zu leben (Huys, 1988). *Apodopsyllus africanus listensis* wurde an der sandigen Küste Sylts entdeckt (Mielke, 1975), und wir konnten sie erstmals in Riff-Biotopen nachweisen. Die Arten *Paramesochra mielkei*, *Emertonia holsatica holsatica* and *Emertonia paraholsatica*, sind typische Nordsee-Vertreter .

Metacyclopsina brevisetosa, der Ordnung Cyclopoida, ist ein wichtiges interstitielles Mitglied der Meiofauna. Sie weisen eine starke Konvergenz, durch ihren mesopsammischen Lebensstil, zu den paramesochriden Harpacticiden auf (Huys et. al., 1992).

Eine große Zahl der Thalesteridae and Dactylopusiidae können in Flachwasserbereichen des marinen Epibenthos gefunden werden (Boxshall and Halsey, 2004). *Parathalestris harpactoides* and *Dactylopusia vulgaris vulgaris* sind typische Nordsee-Arten. *Paramenophia platysoma* hingegen ist ein Erstnachweis für die Nordsee.

Laophontidae kommen in allen Sedimenttypen bis 120m Tiefe vor. Dennoch sind sie am weitesten verbreitet in phytal Habitaten (Boxshall and Halsey, 2004). Der Großteil der Arten wurde daher in Riff-Biotopen identifiziert. Die Gattung *Inermiphonte* ist ein Erstfund für die Nordsee-Region.

Lang (1944) beschrieb, dass *Asellopsis intermedia* und *Asellopsis hispida* können in Sand und Schlick-Habitaten gefunden werden, kommen aber nicht in der phytalen Zone vor. *Asellopsis intermedia* and *Asellopsis* sp. n. mit ihren gedrungenen Körperformen konnten daher vor allem im circalittoral mixed sediment gefunden werden.

Arenopontidae, Leptopontidae, Cylindropsyllidae, Rhizothrichidae, Leptastacidae, einige Mitglieder der Ameiridae (*Sicameira*, *Parevansula*, *Leptomesochra*) und Miraciidae (*Psammatopa*) mit zylindrischen Körperformen bewohnen die interstitiellen Sand Habitate (Boxshall and Halsey, 2004). Auf Grund der Artabundanz dominiert Leptastacidae das Sandlückensystem der Nordsee im Vergleich zu anderen interstitiellen Familien (Huys, 1992). Fast alle beschriebenen *Leptopontia* Arten werden typischerweise im Nord-Atlantik gefunden. Nur ein männliches Exemplar von *Leptopontia* cf. *americana* konnte im subtidal von South Caroline beschrieben werden (Huys and Conroy-Dalton, 1996), ein weibliches Tier konnte nun unsererseits in der Nordsee entdeckt werden. *Leptopontia* scheint dabei das Sandbank Biotope zu präferieren. *Rhizothrix minuta*, typische für Nordwest Europa, kann in Schlick und Sand-Habitaten entdeckt werden (Lang, 1944), unser nachweis war hierbei in feinem Sediment.

Cletodidae (*Cletodes*, *Enhydrosoma*, *Stylicletodes*), Idyanthidae (*Tachidiella minuta*), Tachidiidae (*Microarthridion littorale*), Miraciidae (*Bulbamphiascus imus*, *Haloschizopera pygmae*, *H. lima*,

Typhlamphiascus confusus, *Amphiascoides nanus*), Ameiridae (*Pseudameira crassicornis*), Canthocamptidae (*Heteropsyllus major*) sind Representanten der Schlick-Habitats und einige (*Cletodes smirnovi*, *Amphiascoides nanus*, *Haloschizopera lima*) sind Erstnachweise für die Nordsee. Die große Art *Bulbamphiascus imus* dominierte in den Mai Proben, wohingegen *Microarthridion littorale* im Oktober das Schlick-Biotop dominierte. *Typhlamphiascus confusus* welche Tiefen von 50-80 m präferiert (Lang, 1944) konnte in der Helgoländer Tiefen Rinne gefunden werden (55m).

Peltidiidae mit ihrer flachen Isopoden-artigen Körperform ist beschrieben als eine marine algenbewohnende Familie (Hicks, 1982). Zwei Arten der *Alteutha* konnten allerdings im circalittoral Sand Biotop gefunden werden.

MUC und VanVeen: Probennahme Methoden Vergleich

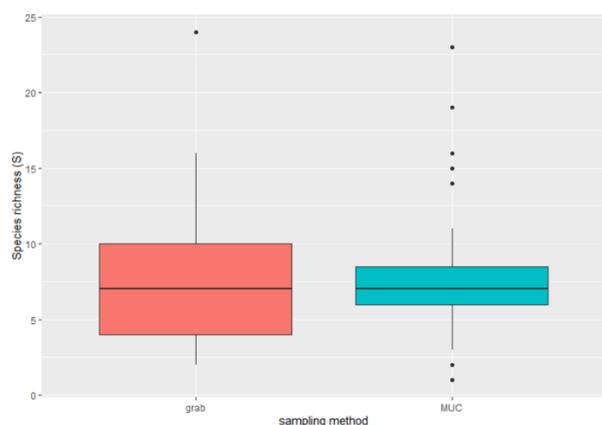


Abbildung 20: Artendiversität der meiobenthischen Copepoden im Vergleich zwischen Multicorer und VanVeen Greifer Proben.

Um die Beprobungsmethoden und den Aufwand der Probennahme an Bord zu hinterfragen, wurde die Artenvielfalt der Copepoden für die erste Ausfahrt im Mai2020 sowohl für MUC-Proben, als auch für Greiferproben bestimmt. Die Artenvielfalt zwischen den Methoden ist nicht signifikant unterschiedlich (Abb. 20). Dennoch konnte festgestellt werden, dass 33 Arten exklusiv in den Greifer-Proben gefunden werden konnten, wohingegen in den MUC-Proben 22 exklusive Arten identifiziert wurden und dies bei geringerer Individuenzahl in den Greifer-Proben im Vergleich zu den MUC-Proben (MUC:2303 Individuen bei 31 Stationen, VV:1463 Individuen bei 33 Stationen). Das heißt, beide Probennahme-Methoden wiesen Arten auf, die mit der anderen Methode nicht nachgewiesen werden konnten. Der Vorteil einer MUC-Beprobung gegenüber einer VanVeen-Beprobung bleibt dabei immer noch, dass die Proben auf eine Beprobungsfläche normierbar und quantifizierbar sind. Dies ist mit Greiferproben nicht möglich.

Isotopen-Werte für meiobenthische Copepoden

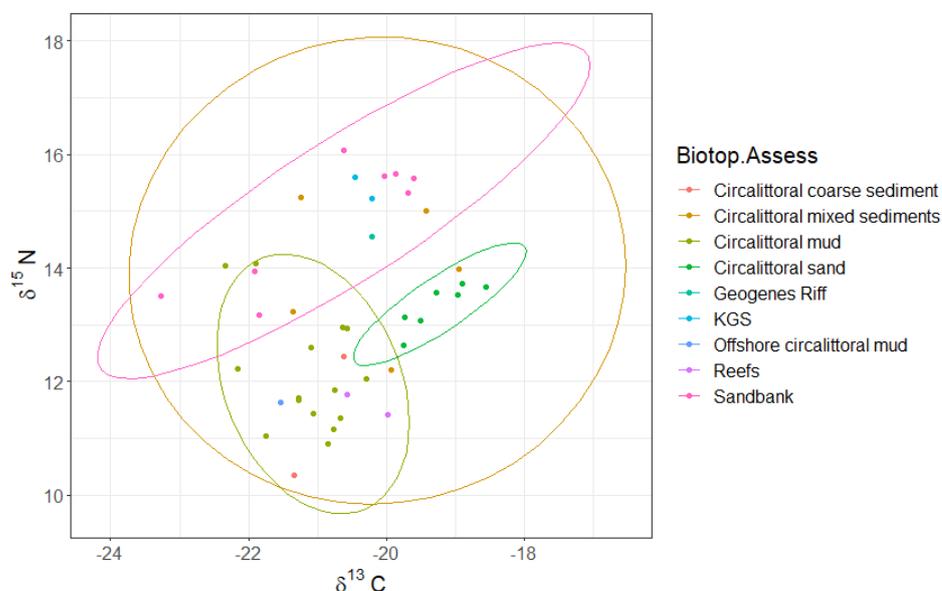


Abbildung 21: Isotopen-Werte für die meiobenthischen Copepoden in verschiedenen Biotopen.

Isotopen-Daten für die meiobenthischen Copepoden wurden stationsweise generiert, da die geringe Masse der Copepoden eine individuelle Analyse nicht zulässt (s. Anhang Tab. 15). Dennoch konnte eine biotopweise Analyse vorgenommen werden, die aber keine statistischen Unterschiede in den Isotopenwerten zwischen den Biotopen nachwies. Die Kohlenstoff-Werte des Circalittoral sand Habitats zeigen die Tendenz ein eigenes Cluster zu bilden, welches nicht mit anderen Copepoden-Werten übereinstimmt (Abb. 21, Tab. 7).

Tabelle 8: $\delta^{13}\text{C}$ und $\delta^{15}\text{N}$ Werte für die meiobenthischen Copepoden in den verschiedenen Biotopen des Schleswig-Holsteinischen Wattenmeeres.

Biotop	$\delta^{13}\text{C}$	$\delta^{15}\text{N}$
Circalittoral coarse sediment	-21 ± 0.5	11.4 ± 1.5
Circalittoral mixed sediment	-20.2 ± 1.1	13.9 ± 1.3
Circalittoral mud	-21.2 ± 0.6	12.1 ± 1
Circalittoral sand	-19.2 ± 0.5	13.3 ± 0.4
Geogenes Riff	-20.2	14.6
KGS	-20.3 ± 0.2	15.4 ± 0.3

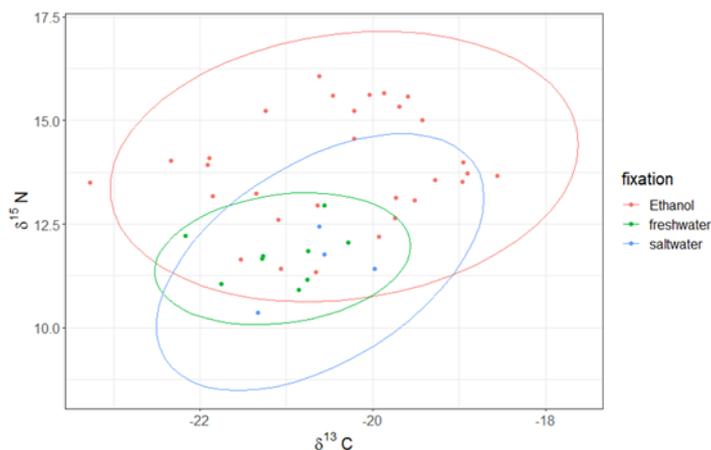


Abbildung 22: Isotopen-Werte für Copepoden im Vergleich zwischen fixierten (Ethanol) und unfixierten Proben (Salzwasser und Frischwasser).

Die Isotopen-Daten wurden für die meiobenthischen Copepoden teilweise sowohl mit Ethanol fixierten, als auch mit unfixierten/lebenden Copepoden generiert, welche vor der Analyse kurz in Frischwasser überführt wurden oder direkt aus dem Salzwasser analysiert wurden (Abb. 22). Der Grund dafür ist die Debatte um die Verschiebung der Kohlenstoff-Werte von fixierten

Proben durch Kohlenstoff-enthaltendes Ethanol. Unsere Ergebnisse zeigen, dass gerade die Stickstoff-Werte in den Ethanol-fixierten Proben sich von den unfixierten Proben unterscheiden, was aber nicht ohne weiteres auf das Fixativum zurückzuführen ist, sondern gegebenenfalls mit dem begrenzten Probenumfang der unfixierten Copepoden zu erklären ist, welche zudem nur in der Region um Helgoland genommen wurden und während einer anderen Ausfahrt als die hier dargestellten Daten der Ethanol-fixierten Proben. Weitere Vergleiche sind daher notwendig.

Biomasse der meiobenthischen Copepoden

Neben den Kohlenstoffwerten aus der Isotopen-Analyse wurden für die meiobenthischen Copepoden Trockengewicht und Biovolumen bzw. Fläche als Parameter für die Biomasse bestimmt. Dabei konnten keine signifikanten Unterschiede in der individuellen Biomasse der Copepoden pro Habitat festgestellt werden (Tab. 8; s. Anhang Tab. 16). Der Datensatz ist derzeit noch zu gering, um weitere Aufschlüsselungen der Biomasse in Habitat oder Copepoden-Familie vorzunehmen. Daher ergeben sich folgende Biomasse-Werte für das gesamte Probengebiet im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer:

Tabelle 9: Biomasse der Copepoden im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer analysiert mittels Fläche, Biovolumen, Trockengewicht und Kohlenstoffwert von einzelnen Individuen.

Ausfahrt	Fläche in mm ² /Copepode	Biovolumen in µl/Copepode	Trockengewicht in µg/Copepode	Kohlenstoff in µg/Copepode
Mai2020	0.086±0.045	0.0094±0.0078	1.38±0.93	1.10±2.18

Des Weiteren wurde eine molekulare Methode zur Bestimmung der Biomasse getestet.

Tabelle 10: Biomasse der Copepoden analysiert mittels molekularer Methoden zur Bestimmung des DNA- und 18S rRNA-Gehalts.

Ausfahrt	Qubit™ DNA-Gehalt in pmol/Copepode	qPCR 18S rRNA-Konzentration in µg/Copepode
Mai2020	0.00699±0.0068	1.185*10 ⁻⁵ ±1.239*10 ⁻⁵

Die Methodik zur DNA-gehalt Bestimmung mit Qubit™ ist limitiert durch seine Detektionsgrenze, die oberhalb des durchschnittlichen DNA-Gehalts der meiobenthischen Copepoden liegt. Demnach wurde eine qPCR-Methode getestet, die zwar verlässlichere Nachweise liefern konnte, nicht aber den absoluten DNA-Gehalt ermittelt, sondern die 18S rRNA-Konzentration, für welche noch keine passende Umrechnungsformel existiert (Tab. 9; s. Anhang Tab. 17). Weitere Versuche sind daher notwendig, um eine Biomasse-Bestimmungsmethode zu generieren, die die Biomasse der Meiofauna verlässlich und potentiell schneller ermitteln kann als es bisher der Fall ist. Vorteil ist zudem, dass die PCR-Produkte, die dabei entstehen für molekulare Sequenzierungs- und Quantifizierungsmethoden verwendet werden können.

Tardigrada

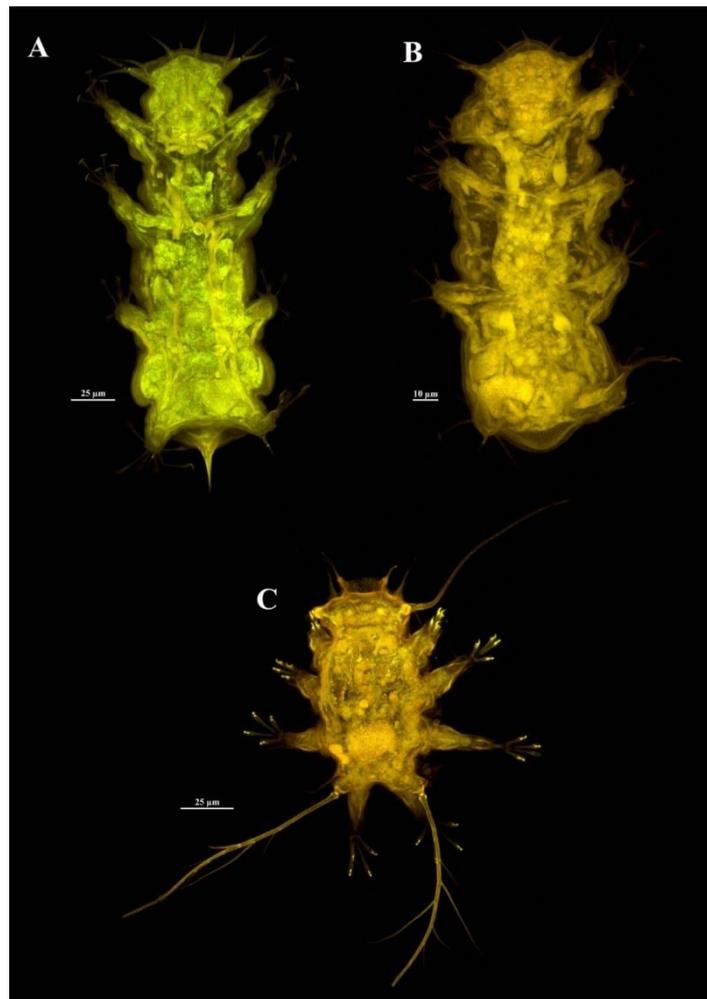


Abbildung 23: Konfokales Laserscanning Mikroskop-Bild von Tardigrada, Batillipedidae (A-B) and Tanarctidae (C), A, *Batillipes* sp. n. 1, ♀; B, *Batillipes* sp. n. 2, ♀; C, *Tanarctus* sp. n., ♀.

Marine Tardigraden gehören zumeist zu der Klasse der Heterotardigrada und sie sind weit verbreitet in interstitiellen Habitaten (Hansen and Kristensen, 2020). Bis jetzt sind 1260 marine Arten bekannt, wobei noch viele Arten unbeschrieben sind. In den Mai 2020 MUC-Proben konnten fünf Arten identifiziert werden, von denen drei für die Wissenschaft unbekannt sind (Abb. 23). Während *Batillipes phreaticus* und *Actinarctus doryphorus doryphorus* beschriebene Vorkommen für die Nordsee aufweisen ist die Gattung *Tanarctus* ein neuer Nachweis. Alle Arten wurden in sandigen Sedimenten entdeckt. *Tanarctus* sp. n. und *Actinarctus doryphorus doryphorus* scheinen die Sandbank als präferierten Lebensraum zu haben.

Kinorhyncha

8 Stationen der FishNet Ausfahrt Oktober 2021 wurden zusätzlich mit dem Fokus auf Kinorhynchen Abundanzen überprüft. 57 Individuen, davon 38 Adulte, wurden aus den Proben extrahiert. Drei Arten, zugehörig zu zwei Gattungen und einer Familie wurden identifiziert. 19 Juvenile/Preadulte konnten nicht bis zur Artebene bestimmt werden (Tab. 10).

Tabelle 11: Bestimmte Kinorhynchen-Arten in einem Teil der Proben der FishNet Oktober 2021 Ausfahrt.

Probe	Art
FishNet 4 st3 p9	<i>Pycnophyes aulacodes</i> <i>Setaphyes dentatus</i> <i>Setaphyes kielensis</i>
FishNet 4 st8 p9	<i>Pycnophyes aulacodes</i> <i>Setaphyes kielensis</i>
FishNet 4 st8 p12	<i>Pycnophyes aulacodes</i>
FishNet 4 st10 p9	-
FishNet4 st10 p12	Juvenile
FishNet4 st14 p12	<i>Pycnophyes aulacodes</i>

Pycnophyes aulacodes (Sánchez et al., 2011; Abb. 25): Die Verbreitung ist bekannt für die Iberische Halbinsel und weitere Regionen des Mittelmeers. Seine Verbreitung ist durch die Ähnlichkeit zu der weit-verbreiteten Art *Pycnophyes communis* vermutlich untergeschätzt.

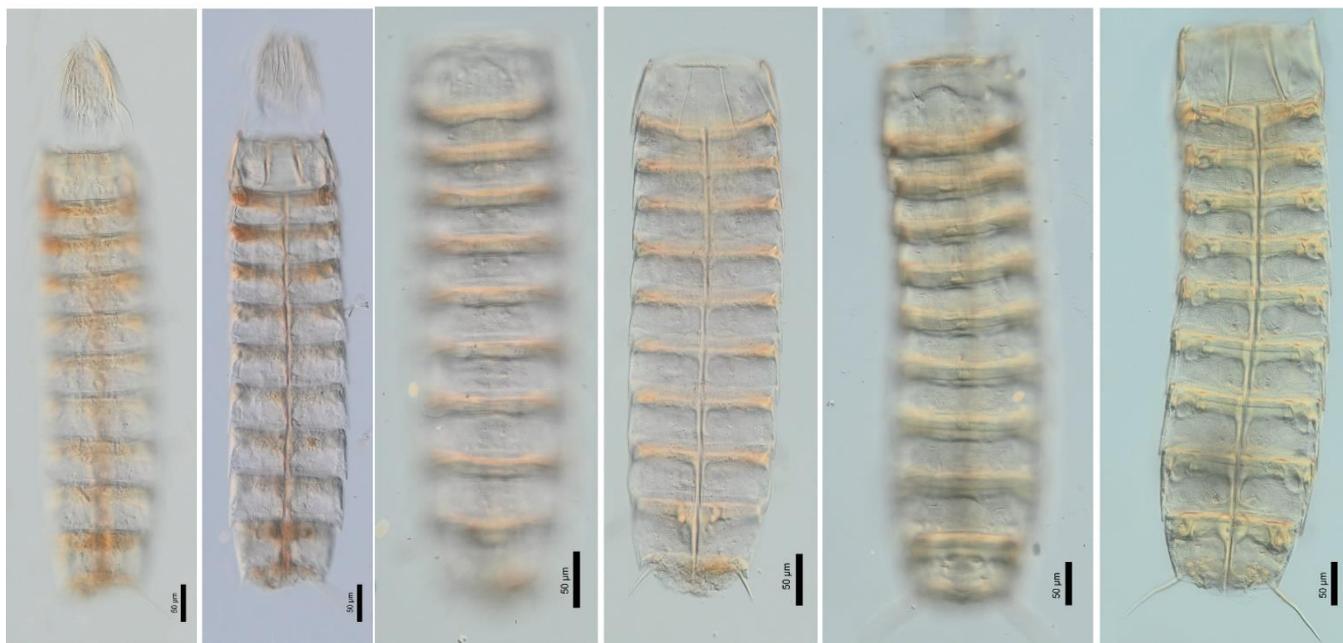


Abbildung 25: Adultes Weibchen von *Setaphyes dentatus*. Links- Dorsale Ansicht. Rechts: Ventrale Übersicht.
 Abbildung 24: Adultes Weibchen von *Setaphyes kielensis*. Links: Dorsale Ansicht. Rechts: Ventrale Ansicht.
 Abbildung 26: Adultes Weibchen von *Pycnophyes aulacodes*. Links: Dorsale Übersicht. Rechts: Ventrale Ansicht.

Setaphyes dentatus (Reinhard, 1881; Abb. 23): Eine der häufigsten Allomalorhagida (Klasse der Kinorhyncha) Arten. Aufzeichnungen weisen auf eine weiter Verbreitung im Osten des Atlantischen Ozeans und des Mittelmeeres.

Setaphyes kielensis (Zelinka, 1928; Abb. 24): Eine weit verbreitete Art des North Atlantiks und des Mittelmeeres. Nachweise gibt es auch für das Schwarze Meer.

Metabarcoding

Vergleich zwischen Multicorer und VanVeen Greifer Beprobung hinsichtlich Meiofauna-Repräsentation mittels Metabarcoding

An 25 Stationen wurden je eine Probe mit dem Multicorer entnommen und mit dem VanVeen-Greifer. Anschließend wurden die Proben mittels Metabarcoding auf ihre Artzusammensetzung überprüft. Das Metabarcoding resultiert in Amplikon-Sequenzvarianten (Amplicon Sequence Variants - ASVs), welche,

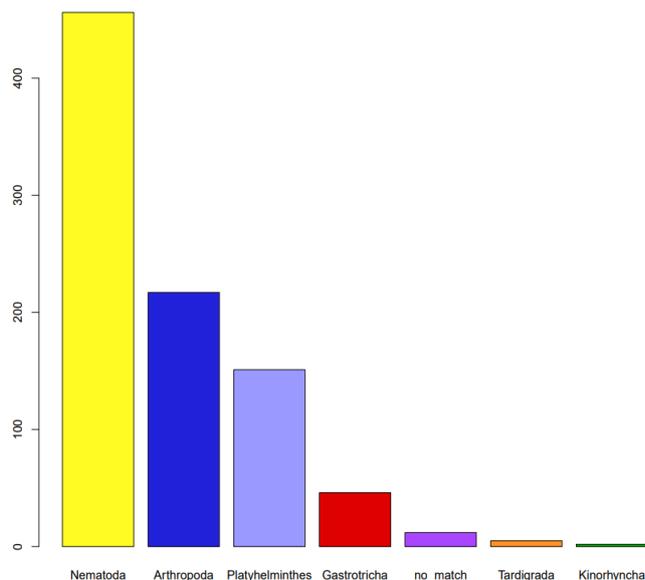


Abbildung 27: Verteilung der nachgewiesenen GTUs mittels Metabarcoding über die verschiedenen Meiofauna-Taxa.

die DNA-Sequenzen verschiedener taxonomischer Einheiten darstellen. Nach Entfernung fehlerhafter und für die Meiofauna unrelevante Sequenzen/Gruppen konnten 1.635 relevante Sequenzen identifiziert werden, die mithilfe des Generalized Yule Coalescent model in 889 GTUs geclustert werden konnten. Durch den Vergleich mit GenBank wurden diese den korrespondierenden Taxa zugeordnet. Es ergibt sich, dass die meisten GTUs Nematoden zugewiesen werden können, gefolgt von Plathelminthen und Harpacticiden Copepoden (Abb. 27).

Von diesen 889 GTUs sind 629 nachweisbar in den Multicorer Proben und 608 in den Greifer Proben. 348 GTUs haben beide Probennahmen ermitteln können. Unterschiede in der GTU-Anzahl pro Taxa sind nicht statistisch signifikant.

Die Zahl der GTUs steigt exponentiell mit der Probenanzahl und unterscheidet sich kaum zwischen den Probennahme Geräten, Muticorer und Greifer (Abb. 28). Die Artenakkumulationskurve zeigt auch, dass das Circalittoral mud Habitat, gemessen am Anstieg der GTUs, am Artenreichsten ist. Für alle Habitate gilt, dass die Multicorer Proben etwas diverser sind als die Greifer Proben, mit Ausnahmen vom KGS-Habitat.

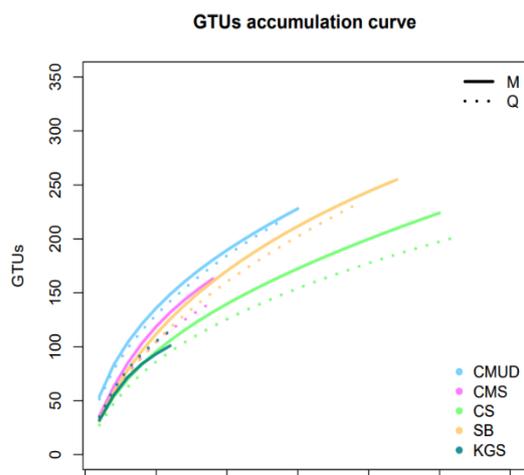


Abbildung 28: Artenakkumulationskurve anhand der GTU- und der Proben-Anzahl im Vergleich zwischen den Probennahme-Geräten und der beprobten Habitate. Die Farben stellen die unterschiedlichen Habitate dar und die Linienform die jeweiligen Probengeräte (s. Legenden).

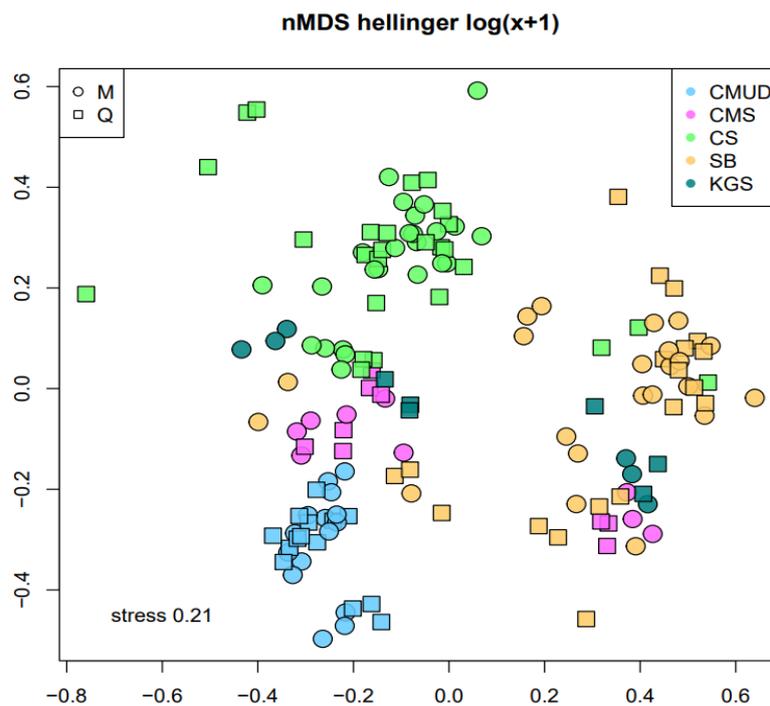


Abbildung 29: nMDS-Gemeinschaftsanalyse der GTUs des Metabarcodings in Abhängigkeit vom Habitat. Die Farben stellen die unterschiedlichen Habitate dar und die Formen die jeweiligen Probengeräte (s. Legenden).

Um die Gemeinschaftsstrukturen zwischen den Habitaten und den Probenahmen zu vergleichen wurde eine nMDS-Analyse durchgeführt, die zeigt, dass sich die Habitate voneinander separieren und dass die Multicorer (Kreisform) und die Greifer Proben (Viereck) sich in ihrer Verteilung überlagern. Auffällig ist, dass die Habitate Circa littoral Mixed sediments und KGS sich in zwei separate Cluster gruppieren (Abb. 29).

Ein Vergleich der GTUs zwischen den Habitaten unabhängig von der Probenahme-Methode zeigt, dass das Circa littoral mud viele nur hier vorkommende GTUs (52 GTUs), wohingegen beispielsweise das KGS kein einmaliges GTU aufweist.

Die Ergebnisse des Metabarcodings befinden sich im Publikationsprozess.

U5 – Modellierungen

Habitat Modellierung der Meiofauna unter Berücksichtigung der Umweltparameter

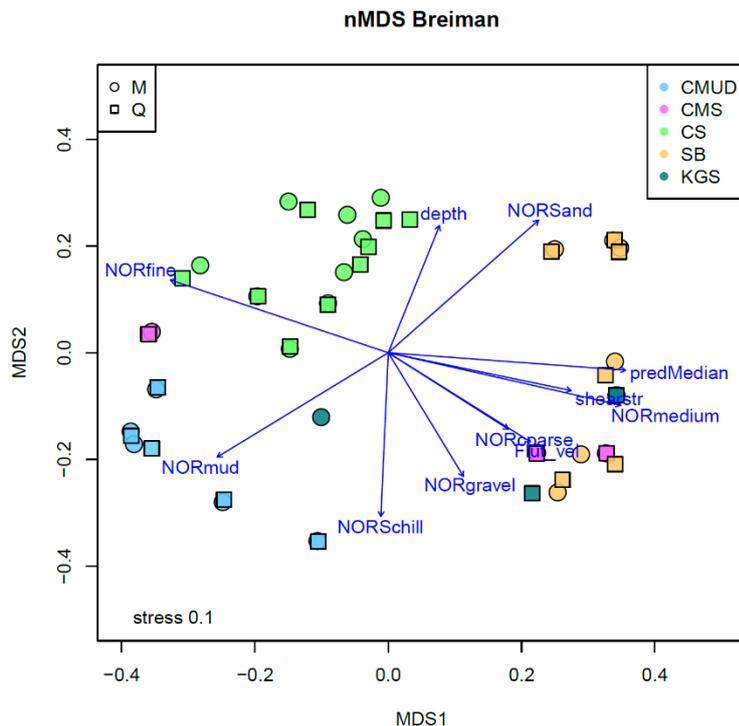


Abbildung 30: Modellierung der analysierten GTUs und den Umweltvariablen (Tiefe, Sandzusammensetzung, Strömung) in die Fläche der beprobten Habitate. Die Farben stellen die unterschiedlichen Habitate dar und die Formen die jeweiligen Probengeräte (s. Legenden).

Die Ergebnisse des Metabarcodings wurden zusammen mit den analysierten Umweltvariablen, wie Tiefe, Sandzusammensetzung und Strömung, dazu verwendet die Meiofauna-Gemeinschaftsstrukturen in die beprobte Fläche zu modellieren. Das nMDS-Diagramm zeigt, dass die Zusammensetzung der Meiofauna-Gemeinschaft in den verschiedenen Habitaten unterschiedlich stark von den Umweltvariablen beeinflusst wird (Abb. 30). So wird das Schlick-Habitat (blau) am stärksten vom Schlick-Anteil beeinflusst, am wenigsten aber vom Sand-Anteil.

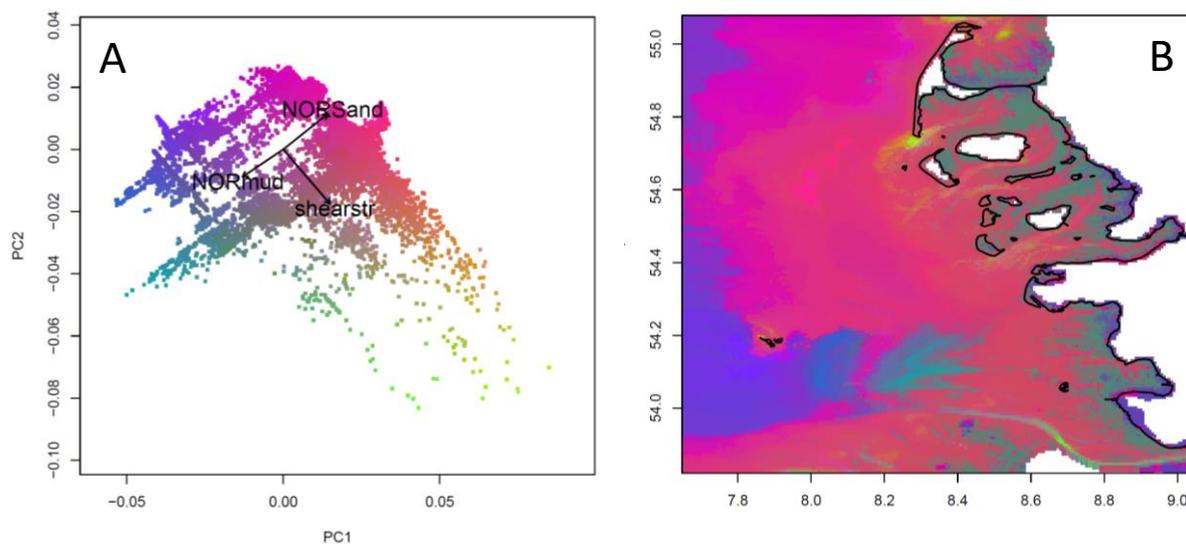


Abbildung 31: Vorhersage der Einflussstärke der Umweltvariablen auf die Meiofauna-Gemeinschaft in der Art-Raum Fläche (A) und in der geographischen Fläche (B). Rot ist der Einfluss von Sand, Blau von Schlick und Grün von der Strömungsstärke.

Die erhobenen Datenpunkte für Sedimenteigenschaften und Meiofauna-Gemeinschaften wurden genutzt um eine Vorhersage auf 48.000 Punkte in der Arten-Raum Fläche (Abb. 31A) und schließlich in die geographische Fläche (Abb. 31B) zu modellieren. Der Farbgradient von rot zu blau zeigt dabei die Intensität des Einflusses des jeweiligen Umweltparameters auf die jeweilige Koordinate an. Blau steht hier für eine starke Ausprägung des Einflusses von Schlick, rot für den Einfluss von Sand und grün/gelben Einfluss der Strömungsstärke auf den Standort.

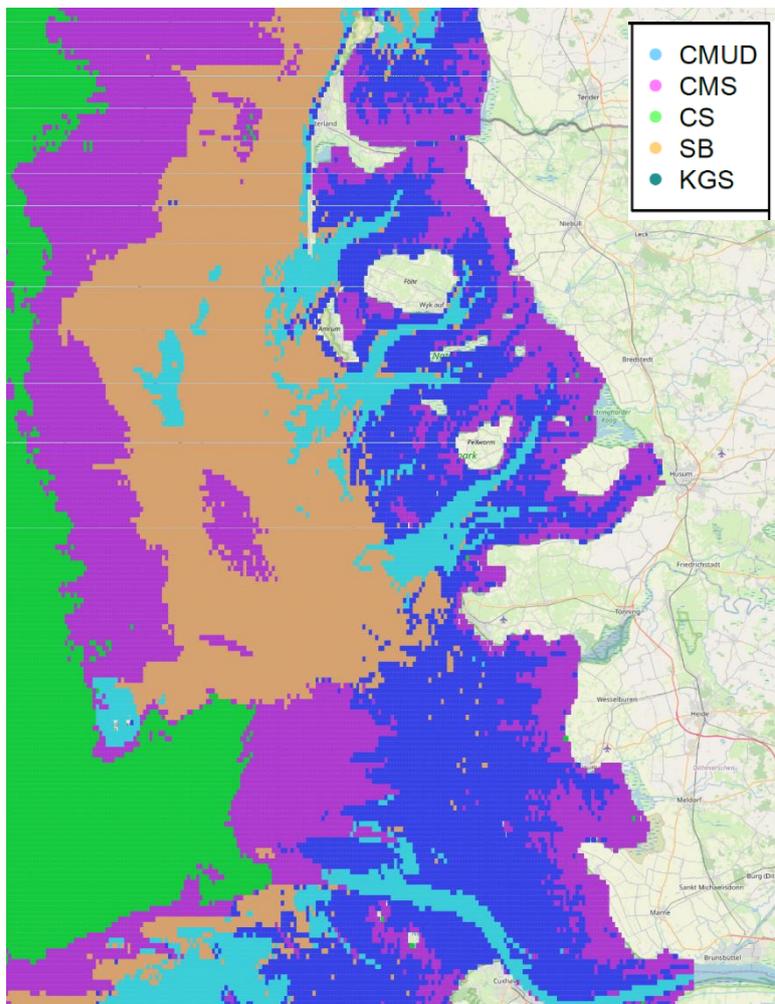


Abbildung 32: Klassifizierung nach Habitattyp der modellierten Meiofauna Gemeinschaften mit geographischer Darstellung. Die Farben entsprechen den verschiedenen Habitaten (s. Legende).

Schließlich können diese Daten verwendet werden, um die Meiofauna-Gemeinschaften entsprechend der Umweltvariablen auf die gesamte Fläche zu modellieren und nicht weiterhin auf die beprobten Standorte zu beschränken. Hier können Kategorien entsprechend der Habitattypen für jeden geographischen Standort vergeben werden (Abb. 32). Es ergibt sich eine große Sandbank-Gemeinschaft in Richtung Offshore vor den Inseln, welches in Richtung offener Nordsee von einem Cirralittoral mixed sediment-Habitat in ein ein Cirralittoral sand-Habitat übergeht. Rund um Helgoland und in den Ausläufern der Tidenbecken finden sich Cirralittoral mud, wohingegen sich das KGS auf die Randbereiche der strömungsstärksten Flächen begrenzt.

Diskussion

U1 – Sedimenteigenschaften

Die analysierten Sedimenteigenschaften spiegeln die vorgegebenen Biotop Klassifizierungen der FFH-Lebensraumtypen (KGS, Sandbank, LRT 1160) und der MSRL Broad habitat types (infralittoral, circalittoral) insofern wider, dass erwartbare Kohlenstoff- und Chlorophyll a-Gehalte festgestellt werden konnten, sowie passende Korngrößen. Riffe und coarse sediment Habitats zeigen besonders große mittlere Korngrößen, sowie wenig TOC und Chlorophyll a-Gehalt im Sediment. Wenig TOC und Chlorophyll a findet sich auch auf den Sandbank-Habitats und dem infralittoral Sand, was mit der regelmäßigen Umwälzung durch Wind, Tide und Wellen und der damit verbundenen Auswaschung von organischem Material erklärt werden kann. Schlick-Habitats weisen erwartungsgemäß viel Kohlenstoff und Chlorophyll a auf, da hier die beschriebene Umwälzung nur oberflächlich passiert und sich der Schlick in einer dichten Packung am Grund absetzt (Populus et al., 2017).

U2, U3 und U4 – Taxonomisch Bestimmung der Meiofauna zur Ermittlung der Artenvielfalt und die Ermittlung von Charakterarten und Ernährungstypen

Meiofauna-Großgruppen

Das Vorkommen von allen relevanten Meiofauna-Großgruppen über das Probengebiet im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer, mit hohen Abundanzen von Nematoden und Copepoden, entspricht der erwarteten Meiofauna Zusammensetzung (McIntyre, 1969; Fenchel, 1978; Coull et al., 1979; Dye and Furstenburg, 1981; Platt, 1981).

Die Individuenzahlen pro 10cm² sind stark von der Nematoden Abundanz abhängig, was typisch für die Meiofauna-Gemeinschaft ist, und schwanken von 9 bis 3518 Individuen, was wiederum den Ergebnissen des North Sea Benthos Survey 1986 (61 bis 4167 Individuen pro 10cm²) entspricht, aber leicht unter der damals generierten Individuenzahl liegt (Huys et al., 1992). Die Copepoden Abundanz mit 1 bis 483 Individuen pro 10cm² in unserer Studie ist hingegen etwas höher als zuvor beschrieben mit 10-20 als Minimum im Oktober bis April und einem Maximum von 100 Individuen im Juli (Huys et al, 1986; Faubel et al, 1983). Die damalige Studie hat allerdings in ihrer Bearbeitung unser Probengebiet nicht eingeschlossen. Gerade in den Schlick Biotopen ist die Individuenzahl im Vergleich zu den anderen untersuchten Biotopen am höchsten (787 Individuen pro 10cm²) und unterscheidet sich daher signifikant von den Sand-Habitats. Dies kann mit den Eigenschaften der Sand-Habitats erklärt werden, da dort vermehrt gröbere Sedimente zu erwarten sind, die nur Infauna bestimmter Größe zulassen, da diese sonst zerrieben würden oder aber gar nicht erst in das Sediment eindringen können (Wieser, 1959; Swedmark, 1964; Jansson, 1967; Fenchel, 1969; McIntyre, 1968; Giere, 2009). Zudem war die Individuenzahl im Oktober stark reduziert, was bei genauerer Betrachtung die Schlick Biotope besonders stark betrifft (135 Individuen pro 10cm²). Alle saisonalen Vergleiche beinhalten das

Problem, dass die Datensätze auf Grund von wetterbedingtem, geringerem Probennahme-Umfang nicht unmittelbar vergleichbar sind. Weitere Probennahmen und Analysen sind daher notwendig.

Dies gilt auch für die Taxavielfalt, die sich zwischen den Habitaten und Stationen nicht unterscheidet, schon aber für die Mai2020 (n=31)/Juni2021 (n=50) und die Oktober 2021 (n=24) Ausfahrt. Ansonsten zeigen die verschiedenen Diversitätsfaktoren eine vergleichbare Diversität der Meiofauna-Gemeinschaften in den verschiedenen Habitaten. Das KGS-Habitat zeigt die Tendenz eine höhere Diversität aufzuweisen, im Vergleich zu den anderen Habitaten, und dies bei vergleichsweise geringer Individuenzahl. Dies kann auf eine Reduktion der Nematoden-Abundanz zurück zu führen sein, welche als Weichkörper-Meiofauna in dem steinigen Sediment zerdrückt würden und damit Platz machen für andere Taxa und Arten und trotz geringerer Individuenzahlen in gröberem Sediment diverser auftreten (Jansson, 1968; Heip et al., 1985). Es wurde festgestellt, dass Taxa, wie Loricifera, Rotifera und Tardigrada in Habitaten, wie dem Circalittoral mud in ihrem Vorkommen reduziert waren. Dies spricht vor allem dafür, dass die Sedimenteigenschaften des Schlicks sich von den Sand-Habitaten unterscheiden und daher die Lebensbedingungen für diese Meiofauna-Gruppen nicht optimal sind. Nematoden sind hier fast konkurrenzlos, da sie in der Lage sind sich auch in schlickigem Sediment einzugraben und steigen daher stark in ihrer Abundanz (Fenchel, 1969; Heip et al., 1985).

Nematoden

Nematoden-Gemeinschaft

Die absoluten Gattungs- oder Artabundanzen des Probengebiets im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer mit bisherigen Studien zu vergleichen ist dahingehend problematisch, dass exakt dieses Gebiet bisher nicht untersucht worden ist und vergleichbare Flächen in der Nordsee nicht in ähnlichem quantitativem Rahmen untersucht worden sind. Daher sind unsere Darstellungen der Meiofauna-Zusammensetzung ein exklusives Bild der Infauna-Gemeinschaft.

Dennoch kann die Diversität mit früheren Studien verglichen werden, wobei eine mittlere Artanzahl pro 10cm² von 23-26 Nematoden-Arten im Juni 1993 im Osten und Westen der Belgischen Küste identifiziert wurden (Steyaert et al., 1999), was unserer Gattungsabundanz von durchschnittlich 22 verschiedenen Gattungen pro 10cm² entspricht. Der Shannon-Wiener Index mit 2.74 bzw. 2.41 allerdings zeigt, dass die Diversität etwas geringer ist, als in der zuvor beschriebenen Studie mit 3.89 und 3.44 im Juni 1993 an der belgischen Küste (Steyaert et al., 1999).

Die Tatsache, dass wenige Gattungen sehr abundant sind und alle anderen sehr viel seltener auftreten ist auch in früheren Studien für die Belgische Küste beschrieben worden (Vincx et al., 1990). Dabei ist die hohe Abundanz der Gattung *Sabatieria* bereits für viele Bereiche der Nordsee bekannt (Heip et al., 1985). Auch kontaminierte Sedimente werden von dieser Gattung noch besiedelt. Zudem reproduziert

die Gattung in allen Jahreszeiten, wodurch Juvenile das ganze Jahr über gefunden werden (Heip et al., 1985; Schmidt, 1968) und auch die hohe Abundanz in unserem Probengebiet erklären können. Das Küstenmeer Schleswig-Holsteins ist keineswegs unberührt und durch verschiedene Faktoren vom Land beeinflusst, wie Landwirtschaft und Einträge der Elbe, sodass die hohe Abundanz einer weitestgehend widerstandsfähigen Gattung nahe liegt. Da Nematoden sensitiver gegenüber Verschmutzung sind wird oftmals das Nematoden:Copepoden Verhältnis als Indikator für die Verschmutzung eines Systems herangezogen (Heip et al, 1980). Saisonale Variabilität und horizontale Verteilung beeinflussen dieses Verhältnis allerdings stark, sodass dies nicht als alleiniger Indikator berücksichtigt werden sollte (Coull, Hicks and Wells, 1981).

Die NMDS-Analyse der FishNet Proben zeigte eine Separierung der Sandbank-Habitate in ihrer Nematoden-Gemeinschaft im Vergleich zu den Schlick- und Sand-Habitaten, was mit den Ergebnissen der südlichen Bucht übereinstimmt. In der südlichen Bucht der Nordsee konnte eine hohe Nematoden-Diversität für Sandbänke ermittelt werden, die auf eine hohe Zahl von Mikrohabitaten zurück zu führen ist (Willems et al., 1982).

Auch saisonale Unterschiede in der Gemeinschaft scheinen zu existieren, was allerdings, auf Grund der unterschiedlichen Probenanzahl, einer genaueren Untersuchung bedarf. Denn saisonale Fluktuationen in der Nematoden-Individuenzahl sind in subtidalen Regionen eher von geringerer Bedeutung. Lediglich die Arten-Dominanz ist bekannt, je nach Lebens- und Reproduktionszyklen der Arten, zu variieren (Lorenzen, 1974; Juario, 1975).

Ernährungstypen der Nematoden

Die Kohlenstoff- und Stickstoff-Werte der omnivor-predatorischen Nematoden, sowie der nicht-selektiven Ernährer sind höher als die der Epistat- und selektiven Ernährer. Dies spricht dafür, dass diese Nematoden eine andere Nahrungsgrundlage haben. Dies zeigt, dass die Einteilung in die verschiedenen Ernährungstypen erfolgreich war.

Klar ist, dass die Nematoden als Primärkonsumenten eingeordnet werden können ($\delta^{13}\text{C}$ -25‰ bis -10‰). $\delta^{13}\text{C}$ Werte liegen für benthische Primärproduzenten bei -19‰ bis -11‰, pelagische Primärproduzenten bei -23‰ bis -17‰ für das Gebiet des niederländischen Wattenmeeres (Christianen et al., 2017). Dies spiegelt sich in den Isotopen Werten der verschiedenen Ernährungstypen der Nematoden wider, wo Epistat- und selektive Ernährer sich primär von pelagischer Primärproduktion ernähren ($\delta^{13}\text{C}$ -24‰ bis -22‰) und nicht-selektive-, sowie omnivor-predatorische Ernährer ihre Nahrung aus der benthischen Primärproduktion ziehen ($\delta^{13}\text{C}$ -20‰ bis -19‰).

Die Isotopen-Werte für die Nematoden scheinen dabei nicht vom Habitat abhängig zu sein, in dem sie vorkommen, denn die Werte unterscheiden sich nicht zwischen den Habitaten. Vielmehr ist die

Ernährungsweise und damit natürlich auch die Gattung entscheidend für die Isotopen-Werte der Nematoden. Lediglich die Stickstoff-Werte der Nematoden im Sandbank-Habitat unterschieden sich von den anderen Habitaten.

Copepoden

Im Zuge des North Sea Benthos Survey konnten 278 harpacticide Copepoden-Arten, zugehörig zu 105 Gattungen und 22 Familien nachgewiesen werden (Huys et al., 1992). Auf einem sehr viel kleineren Probengebiet konnten in dieser Studie bereits 120 Copepoden-Arten identifiziert werden, was wiederum die hohe Diversität der Meiofauna aufzeigt. Gerade das FFH LRT Sandbank Habitat rund um die Amrumbank weist eine hohe Copepoden-Vielfalt auf, was sich auch in einer hohen Individuenzahl widerspiegelt. Das Vorkommen von verschiedenen Sedimenttypen in dem FFH LRT 1110 Gebiet begünstigt ein paralleles Auftreten von unterschiedlich angepassten Organismen und stellt damit einen besonderen Lebensraum mit hoher Artenvielfalt dar. Im Vergleich dazu scheint das Gebiet Norderaue/Norderhever eine sehr viel geringere Copepoden-Diversität und Anzahl aufzuzeigen, welche zudem dominiert wird von der ubiquitären Gattung *Ectinosomatidae*. Dieser Bereich zwischen den Inseln des Schleswig-Holsteinischen Wattenmeeres stellt die küstennahen Probenstationen dar, die damit am stärksten von menschlichen Einflüssen geprägt sein könnten.

Ectinosomatidae, *Leptastacidae* und *Paramesochridae* sind die häufigsten Copepoden-Familien. Die *Ectinosomatiden* werden als spindelförmig beschrieben und sind aufgrund ihres Körperbaus in der Lage auch sehr schlickiges Sediment mit wenig Sauerstoffverfügbarkeit zu bewohnen (Giere, 2009), wie wir es auch im dynamischen Wattenmeer finden. Auf der anderen Seite sind zylindrische Familien, wie *Leptastacidae* eher beschrieben in Hochsee-Gebieten vorzukommen, wohingegen *Ectinosomatidae* wie *Halectinosoma* Küstenregionen dominieren. Govaere et al. (1980) beschrieben für die südliche Bucht eine Verbreitungszonierung in Abhängigkeit zur Küstennähe. Dabei handelt es sich um eine küstennahe Dominanz von großen, epibenthischen Arten (*Microarthridion littorale* – *Halectinosoma herdmani* Gemeinschaft) und eine Hochsee-Dominanz von kleinen, interstitiellen Arten (*Leptastacus laticaudatus* – *Paramesochra helgolandica* Gemeinschaft). Dies könnte ein Grund für die unterschiedlichen Dominanzen der Familien in unserem Probengebiet sein. Besonders Interessant sind auch die Erstnachweise für die Region und die Entdeckungen unbeschriebener Arten, was weiter untersucht werden sollte.

Die bisher beschriebenen Unterschiede zwischen den Schiffsausfahrten im Mai und Oktober für die Meiofauna-Großgruppen Vielfalt, sowie für die Nematoden Abundanz scheint nicht für die Copepoden-Vielfalt zu gelten. Auf der anderen Seite ist für die Copepoden-Artdiversität ein signifikanter Unterschied zwischen den Biotopen zu identifizieren. Dabei ist das Sandbank Habitat und das Schlick-Habitat signifikant unterschiedlich in seiner Copepoden Zusammensetzung im Vergleich zu

den anderen Habitaten. Die Sandbank wurde schon zuvor als sehr divers und individuenreich identifiziert. Dass die Artabundanz im Schlick unterschiedlich ist zu anderen Habitaten ist nicht verwunderlich, da die geringe Sauerstoffverfügbarkeit auf Grund der dichten Packung des Sediments und dem damit verbundenem geringen Porenraum einen starken Einfluss nimmt auf die mögliche Besiedlung des Habitats. Die Diversitäts-Indikatoren unterscheiden sich zwischen den Biotopen allerdings nicht. Der NMDS-Graph verdeutlicht erneut, dass das Artvorkommen der Copepoden sich anhand der Körperformen ergibt und stark beeinflusst ist von dem vorhandenen Sedimenttypen (McIntyre, 1968; Giere, 2009).

Der Artvergleich zwischen Multicorer und Greiferproben ergab keinen statistisch signifikanten Unterschied in der Artabundanz je nach Probennahme-Methode. Dennoch sind andere Faktoren, wie die Quantifizierbarkeit von großer Bedeutung für ein Monitoring-Projekt, sodass das umstellen auf Greiferproben nicht ohne weiteres möglich ist.

Die Isotopen Werte für die Copepoden liegen bei -20‰ $\delta^{13}\text{C}$ und 14‰ $\delta^{15}\text{N}$. Die Copepoden scheinen sich daher von benthischer Primärproduktion zu ernähren (Christianen et al., 2017), was bei der Lebensweise der meiobenthischen Copepoden sinnvoll erscheint. Weitere Analysen der Isotopen-Werte von Copepoden auf Familieneben, können weitere Einblicke liefern. Zum Beispiel, ob epibenthische Arten auf pelagischer Biomasse für ihre Ernährung zurückgreifen. Der Vergleich von Isotopen-Werten für Copepoden generiert aus fixierten und unfixierten Proben zeigt keine Unterschiede in der Kohlenstoff-Werten. Ein größerer Datensatz wäre dennoch wünschenswert, um endgültig zu klären, welchen Effekt das Fixativum auf den C-Gehalt von meiobenthischen Copepoden hat.

Die Biomasse-Daten für die Copepoden bilden die Grundlage für zukünftige Nahrungsnetzanalysen. Außerdem können so Veränderungen im System nachvollzogen werden. Dabei sind die individuellen Biomasse-Werte vergleichbar mit z.B. dem Trockengewicht der Copepoden aus früheren Studien (Widbom, 1984; Heip et al., 1984). Eine genauere Aufschlüsselung auf Familien- oder Gattungseben der Copepoden wäre hier allerdings auch von Interesse, um die verschiedenen Körperformen der Copepoden und damit die verschiedenen individuellen Biomassen zu berücksichtigen.

Die Biomasse Bestimmung mittels molekularer Methoden basiert auf der Annahme, dass der DNA-Gehalt der Biomasse entspricht (Schenk et al., 2019). Leider ist die Qubit™ Methode nicht sensitiv genug, um den DNA-Gehalt einzelner Copepoden verlässlich zu bestimmen. Daher wurde eine Qpcr-Methode getestet, die allerdings nicht den DNA-Gehalt messen konnte, sondern den 18S rRNA Kopie Gehalt im PCR-Produkt. Daher fehlt derzeit die Grundlage, um den generierten 18S rRNA Kopie Gehalt in eine DNA-Gehalt umrechnen und Rückschlüsse auf die Biomasse ziehen zu können.

Tardigrada und Kinorhyncha

Beide Gruppen, Tardigrada und Kinorhyncha, wurden für einige, wenige Proben genauer unter die Lupe genommen, um einen ersten Einblick zu geben.

Für die Tardigraden konnte festgestellt werden, dass die wenigen identifizierten Individuen bereits drei unbeschriebenen Arten aufwiesen und damit eine hohe Wahrscheinlichkeit besteht, dass noch viel mehr bei genauer Betrachtung entdeckt werden kann.

Bei den Kinorhynchen konnte die Gattung Pycnophyes, welche in einigen der FishNet Proben gefunden wurde, bereits für die zentrale Nordsee nachgewiesen werden, nie aber für die südliche Bucht der Nordsee. Unser Fund in südlicheren Breiten ist daher von besonderem Interesse. Zumeist wurde die Gattung in feinem Sediment entdeckt (Huys et al., 1992). Dieser Seitenblick gibt bereits einen kleinen Einblick in die Kinorhynchen-Verbreitung im Küstenmeer der Nordsee. Dennoch waren die Analysen nur auf sehr wenige Proben beschränkt und die Diversität für das gesamte Probengebiet ist wahrscheinlich sehr viel größer.

Metabarcoding

Die Ergebnisse des Metabarcodings im Vergleich zwischen den Probenahme-Geräten zeigen, dass die Artabundanz gemessen an GTUs sich kaum zwischen den Geräten unterscheidet und das trotz der offensichtlichen Probleme bei der qualitativen Beprobung des Greifers. Eine leicht geringere Diversität in den Greifer Proben im Vergleich zu den Multicorer Proben an den gleichen Beprobungsstandorten, wie in der Artakkumulationskurve gezeigt, kann mit dem Ausfließen des Wassers aus dem Greifer im Probenahme-Prozess erklärt werden. Daher sind für den Greifer mehr Proben nötig, um auf die gleiche Artzahl zu kommen, wie sie mit dem Multicorer bestimmt wird. Lediglich im KGS sind diese Verhältnisse umgekehrt, was mit den Sedimenteigenschaften zu erklären ist. An steinigem Untergrund ist es für den Multicorer fast unmöglich ungestörte Sedimentkerne zu entnehmen, was für den Greifer hingegen kaum Probleme darstellt. Selbst wenn der Multicorer erfolgreich Proben entnimmt ist die Wahrscheinlichkeit hoch, dass dies, durch Schiffsbewegung und mehrmalige Versuche, an einem anderen Mikrohabitat gelungen ist, als es für den Greifer der Fall ist.

Insgesamt zeigte die Gemeinschaftsanalyse, dass sich die Habitate in ihrer Gemeinschaftsstruktur unterscheiden und separate Cluster bilden. Diese Cluster sind kohärent zwischen den Probenahmemethoden. Das KGS und das Circalittoral mixed sediment zeigte in der Gemeinschaftsanalyse allerdings auch, dass es je zwei separate Cluster bildet, was möglicherweise mit ihrer Lokation in den verschiedenen Tidenbecken Norderhever und Norderaue begründet werden kann. Das KGS in der Norderhever ist beispielsweise durch Grobsand und Muschelschalen charakterisiert, wohingegen es in der Norderaue durch Kies dominiert wird (Ricklefs and Arp 2011; Ricklefs and Scheffler 2013).

Die Metabarcoding-Ergebnisse zeigen Meiofauna-Gemeinschaften, die mit den Sedimentparametern übereinstimmen. Für ein Monitoring scheinen daher beide Probennahme-Methoden geeignet zu sein und keine größeren Unstimmigkeiten zu hinterlassen. Der Greifer als Ersatz für den Multicorer ist gerade auf kleinen Schiffen ein leichter handhabbares Probennahme-Gerät und kann daher flächendeckender eingesetzt werden. Dennoch sollte ein weiterer Vergleich auch die morphologische Taxonomie berücksichtigen, um zudem endgültig zu klären, ob das Metabarcoding der Meiofauna als Gemeinschaftsanalyse-Methode die Strukturen ausreichend darstellt. Hier herrscht in der Wissenschaftlichen Gemeinschaft nach wie vor Uneinigkeit.

U5 – Modellierungen

Erste Modellierungen der Meiofauna-Gemeinschaft in die gesamte Fläche des Küstenmeeres Schleswig-Holstein konnten vorgenommen werden. Dies war durch den erhobenen Datensatz an Umweltvariablen und Meiofauna-Gemeinschaftszusammensetzungen pro Beprobungsstandort möglich und zeigt bereits schlüssige Ergebnisse im Vergleich mit den bekannten Daten. Die Modellierungen können durch weitere Daten ergänzt und verbessert werden, sodass auch kleinräumigere Muster darstellbar werden.

Zusammenfassung

Die analysierten Sedimentparameter an den verschiedenen Probenstationen spiegeln die Biotop Klassifizierungen der FFH-Lebensraumtypen und der habitat broad type Kategorisierung wider.

Es konnten die ersten Diversitäts- und Abundanzenerhebungen für die Meiofauna im Küstenmeer Schleswig-Holsteins vorgenommen werden. Die Meiofauna Diversität und Abundanz ist überwiegend bestimmt durch die Sedimenteigenschaften wie Sauerstoff- und Nahrungsverfügbarkeit, reflektiert durch Korngröße, TOC und Chlorophyll a-Gehalt. Dementsprechend ergeben sich beispielsweise die Muster der hohen Diversität im KGS-Habitat mit einer geringen Individuenzahl, wohingegen Schlickhabitats eine geringe Diversität, aber eine hohe Individuendichte aufweisen.

Erste Erkenntnisse zeigen, dass sich die Isotopen-Daten der Nematoden je nach Ernährungsweise der Individuen unterscheiden, nicht aber je nach Habitat. Dies ist ein erster Schritt zur Aufschlüsselung der Nahrungsnetze auf Ebene der Meiofauna. Zudem konnten erste Biomasse Daten für die Meiofauna erhoben werden.

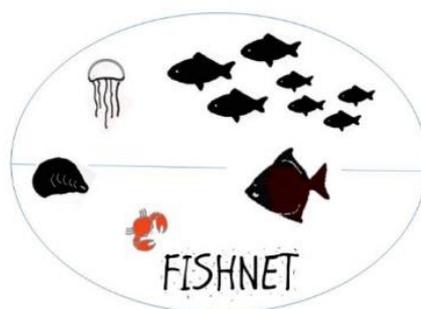
Das Monitoring der Meiofauna könnte zudem durch vereinfachte Probennahme- und Analysemethoden verbessert und weiterentwickelt werden. Dafür sind allerdings noch weitere Untersuchungen notwendig.

Mithilfe all dieser Daten konnten erste Modellierungen der Meiofaunagemeinschaften und der Sedimentparameter für die Fläche des Küstenmeeres Schleswig-Holstein vorgenommen werden. Somit wurde eine Grundlage für die Integration der Meiofauna ins Nahrungsnetzanalysen geschaffen, die allerdings noch weiterer Ergänzung Bedarf.

Wir fördern Fischerei und Aquakultur



Landesprogramm Fischerei und Aquakultur:
Gefördert durch die Europäische Union,
Europäischer Meeres- und Fischereifonds (EMFF),
den Bund und das Land Schleswig-Holstein



Literaturverzeichnis

- Christianen, M. J., Middelburg, J. J., Holthuijsen, S. J., Jouta, J., Compton, T. J., van der Heide, T., Piersma, T., Sinninghe Damste, J. S., van der Veer, H. W., Schouten, S., & Olf, H. (2017). Benthic primary producers are key to sustain the Wadden Sea food web: stable carbon isotope analysis at landscape scale. *Ecology*, 98(6), 1498-1512.
- Boxshall, G. A., Halsey, S. H. (2004), An Introduction to Copepod Diversity. London: The Ray Society, p 966.
- Coull, B. C., Bell, S. S., Savory, A. M., & Dudley, B. W. (1979). Zonation of meiobenthic copepods in a southeastern United States salt marsh. *Estuarine and coastal marine science*, 9, 181-188.
- Coull, B. C., Hicks, G. R. F., & Wells, J. B. J. (1981). Nematode/copepod ratios for monitoring pollution: a rebuttal. *Marine Pollution Bulletin*, 12(11), 378-381.
- Dye, A. H., & Furstenburg, J. P. (1981). Estuarine meiofauna. Estuarine Ecology with Particular Reference to Southern Africa. *AA Balkema, Cape Town*, 179-186.
- Faubel, A., Hartwig, E., & Thiel, H. (1983). On the ecology of the benthos of sublittoral sediments, Fladen Ground, North Sea. I. Meiofauna standing stock and estimation of production. *Meteor Forschungsergebnisse Reihe D*, 36, 35-48.
- Fenchel, T. (1969). The ecology of marine microbenthos IV. Structure and function of the benthic ecosystem, its chemical and physical factors and the microfauna communities with special reference to the ciliated protozoa. *Ophelia*, 6(1), 1-182.
- Fenchel, T. M. (1978). The ecology of micro-and meiobenthos. *Annual review of Ecology and Systematics*, 9(1), 99-121.
- Giere O. (2009) Meiobenthology. The microscopic motile fauna of aquatic sediments. In: Chapter 2 and 5.8. *Springer-Verlag Berlin Heidelberg*, 2nd Edition.
- Govaere, J. C. R., Van Damme, D., Heip, C., & De Coninck, L. A. P. (1980). Benthic communities in the Southern Bight of the North Sea and their use in ecological monitoring. *Helgoländer Meeresuntersuchungen*, 33(1), 507-521.
- Hansen J.G., Kristensen, R.M., (2020), Guide to the Identification of Marine Meiofauna. Andreas Schmidt-Rhaesa (edited by). p 428-444
- Hicks, G.R.F. (1982A), Porcellidiidae and Peltidiidae (Copepoda: Harpacticoida) from the marine algae of St Croix Island, Algoa Bay, South Africa. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 75, 49-90.
- Heip, C. (1980). Meiobenthos as a tool in the assessment of marine environmental quality. *Rapp PV Reun Cons Int Explor Mer*, 179, 182-187.
- Heip, C., Herman, R., & Vincx, M. (1984). Variability and productivity of meiobenthos in the Southern Bight of the North Sea. *Rapport et process-verbaux des reunions. Conseil international pour l'Exploration de la Mer*, 183, 507-521.
- Heip, C. H. R., Vincx, M., & Vranken, G. (1985). The ecology of marine nematodes. *Oceanography and Marine Biology: an annual review*.

- Huys, R. (1988), A redescription of the presumed associated *Caligopsyllus primus* Kunz, 1975 (Harpacticoida, Paramesochridae) with emphasis on its phylogenetic affinity with *Apodopsyllus* Kunz, 1962. *Hydrobiologia*, 162, 3–19.
- Huys, R. (1992), The amphiatlantic distribution of *Leptastacus macronyx* (T. Scott, 1892) (Copepoda: Harpacticoida): a paradigm of taxonomic confusion; and a cladistic approach to the Leptastacidae Lang, 1948. *Med. Kon. Acad. Wetensch., Lett. Sch. Kunst. Belg.*, 54: 21-196.
- Huys, R. & Conroy-Dalton, S. (1996), A revision of *Leptopontia* T. Scott (Copepoda: Harpacticoida) with description of six new species. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 118, 197–239.
- Huys, R., Gee, J.M., Moore, C.G. & Hamond, R. (1996), Synopses of the British Fauna (New Series) No. 51. Marine and Brackish Water Harpacticoids, Part 1. Field Studies Council, Shrewsbury, pp. vii+352.
- Huys, R., Herman, R. L., & Heip, C. (1986). Seasonal fluctuations in vertical distribution and breeding activity of a subtidal harpacticoid community in the Southern Bight, North Sea. *Netherlands journal of sea research*, 20(4), 375-383.
- Huys, R., Herman, P. M. J., Heip, C. H. R., & Soetaert, K. (1992). The meiobenthos of the North Sea: density, biomass trends and distribution of copepod communities. *ICES Journal of marine Science*, 49(1), 23-44.
- Jansson, B. O. (1967). The significance of grain size and pore water content for the interstitial fauna of sandy beaches. *Oikos*, 18(2), 311-322.
- Jansson, B. O. (1968). Quantitative and experimental studies of the interstitial fauna in four Swedish sandy beaches. *Ophelia*, 5(1), 1-71.
- Juario, J. V. (1975). Nematode species composition and seasonal fluctuation of a sublittoral meiofauna community in the German Bight. *Veroff. Int. Meeresforsch. Bremerh.*, 15, 283-337.
- Lang, K. (1944), Monographie der Harpacticiden (Vorläufige Mitteilung). Almqvist & Wiksells, Uppsala, 39 pp.
- Lorenzen, S. (1974). Die Nematodenfauna der sublittoralen region der Deutschen Bucht, insbesondere im Titan-Abwassergebiet bei Helgoland. *Veröff Inst Meeresforsch Bremerh*, 14, 305-327.
- McIntyre, A. D. (1968). The meiofauna and macrofauna of some tropical beaches. *Journal of Zoology*, 156(3), 377-392.
- McIntyre, A. D. (1969). Ecology of marine meiobenthos. *Biological Reviews*, 44(2), 245-288.
- Mielke, W. (1975), Systematik der Copepoda eines Sandstrandes der Nordseeinsel Sylt. Mikrofauna des Meeresbodens, 52, 1–134.
- Populus, J., Vasquez, M., Albrecht, J., Manca, E., Agnesi, S., Al Hamdani, Z., ... & Tunesi, L. (2017). EUSeaMap. A European broad-scale seabed habitat map.
- Platt, H. M. (1981). Meiofaunal dynamics and the origin of the metazoa. *The Evolving Biosphere*, 207-216.
- Ricklefs, K., Arp, D. (2011). Identifizierung mariner Lebensraumtypen nach FFH im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer, Forschungs- und Technologiezentrum Westküste, Büsum Christian-Albrechts-Universität zu Kiel, Abschlussbericht, 65 pp.

- Ricklefs, K., Scheffler, M. (2013). Identifizierung mariner Lebensraumtypen nach FFH im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer, Forschungs- und Technologiezentrum Westküste, Büsum Christian-Albrechts-Universität zu Kiel, Abschlussbericht, 61 pp.
- Schenk, J., Geisen, S., Kleinbölting, N., & Traunspurger, W. (2019). Metabarcoding data allow for reliable biomass estimates in the most abundant animals on earth. *Metabarcoding and Metagenomics*, 3, 117-126.
- Schmidt, P. (1968). Die quantitative Verteilung und Populationsdynamik des Mesopsammons am Gezeiten-Sandstrand der Nordseeinsel Sylt I. Faktorengefüge und biologische Gliederung des Lebensraumes. *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie*, 53(5), 723-779.
- Steyaert, M., Garner, N., van Gansbeke, D., & Vincx, M. (1999). Nematode communities from the North Sea: environmental controls on species diversity and vertical distribution within the sediment. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 79(2), 253-264.
- Swedmark, B. (1964). The interstitial fauna of marine sand. *Biological Reviews*, 39(1), 1-42.
- Wieser, W. (1953). The relationship between the mouth cavity form, feeding habit and occurrence in free-living marine nematodes. An ecological-morphological study. *Arkiv for Zoologi*, 4(5), 439-484.
- Wieser, W. (1959). The effect of grain size on the distribution of small invertebrates inhabiting the beaches of Puget Sound. *Limnology and Oceanography*, 4(2), 181-194.
- Widbom, B. (1984). Determination of average individual dry weights and ash-free dry weights in different sieve fractions of marine meiofauna. *Marine Biology*, 84(1), 101-108.
- Willems, K.A., Vincx, M., Claeys, D., Vanosmael, C., & Heip, C. (1982) Meiobenthos of a sublittoral sandbank in the southern bight of the North Sea. *J. mar. biol. Ass. U.K.*, 62, 535-548.
- Vincx, M., Meire, P., & Heip, C. (1990). The distribution of nematodes communities in the Southern Bight of the North Sea. *Cahiers de biologie marine*, 31(1), 107-129.

Anhang

Meiofauna-Großgruppen

Tabelle 12: Abundanz der Meiofauna-Taxa pro 10cm² Probenvolumen.

New Station ID	cruise	Biotope Assess	Copepoda/ 10cm2	Gastrotricha in 10cm2	Loricifera in10cm2	Rotifera in10cm2	Tantulocarid a in10cm2	Tardigrada in10cm2	Acari in 10cm2	Amphipoda in 10cm2	Annelida in10cm2	Kinorhyncha in 10cm2	Ostracoda in10cm2	Nematoden in10cm2	Nauplien in 10cm2	Mean indiv no per 10cm2
ElbeTri3	May2020	Circa littoral sand	5.19	0.00	2.88	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.15	0.00	0.00	351.64	9.22	28.47
ElbeTri4	May2020	Circa littoral sand	14.41	0.00	0.00	0.00	0.00	3.46	0.00	3.46	0.00	0.00	0.00	44.96	20.18	6.65
Elbe5	May2020	Circa littoral mixed sediments	13.83	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.15	0.00	1.15	0.00	0.58	770.72	24.21	62.43
Elbe6	May2020	Circa littoral sand	6.34	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	3.46	0.00	0.00	0.00	17.87	12.68	3.10
Elbe7	May2020	Circa littoral sand	9.22	0.00	1.73	0.00	0.00	1.15	0.00	3.46	0.00	0.00	0.00	458.28	14.99	37.87
HelSchlickloch10	May2020	Circa littoral mud	41.50	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	8.07	17.87	1.15	1823.32	102.03	153.38	
HelSchlickloch11	May2020	Circa littoral mud	53.03	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	3.46	0.58	2.31	35.74	4.61	2880.53	115.29	238.12
Tieferrinne51	May2020	Offshore circa littoral mud	72.63	1.73	0.00	0.00	0.00	0.00	1.15	0.00	17.87	3.46	9.22	1763.94	121.63	153.20
HelSchlickloch12	May2020	Circa littoral mud	35.74	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	2.88	0.58	17.29	13.26	7.49	2697.80	166.02	226.24
Elbe9	May2020	Circa littoral mud	33.43	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	18.45	38.05	2.88	3518.66	77.82	283.79	
Eider13	May2020	Circa littoral mixed sediments	58.22	0.00	6.34	0.00	0.00	2.31	0.00	0.00	24.79	0.00	0.00	1662.49	81.28	141.19
Eider14	May2020	Circa littoral sand	10.95	0.00	0.00	0.00	0.00	2.88	0.58	2.31	37.47	0.00	0.00	982.85	18.45	81.19
Rochel15	May2020	Circa littoral sand	16.72	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	10.95	0.00	1.15	541.86	13.26	44.92	
Norderhever16	May2020	Circa littoral mixed sediments	16.14	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	2.88	0.00	0.00	0.00	2435.51	13.83	189.87
Norderhever17	May2020	KGS	19.02	5.76	10.95	0.00	0.00	5.19	0.00	0.00	4.61	0.00	3.46	77.82	24.21	11.62
Heverstrom20	May2020	Circa littoral mixed sediments	11.53	0.58	0.00	0.00	0.00	0.58	0.00	0.00	6.92	0.00	0.00	22.48	31.13	5.63
Norderhever19	May2020	Circa littoral mixed sediments	7.49	1.15	0.00	0.00	0.00	4.61	0.00	0.00	4.04	0.00	0.58	168.32	10.38	15.12
südAmrumbank48	May2020	Circa littoral sand	17.87	0.00	0.00	0.00	0.00	1.73	0.58	1.73	23.63	0.58	2.31	1275.11	3.46	102.08
Norderaue22	May2020	KGS	33.43	21.33	0.00	0.00	0.00	7.49	0.00	0.00	1.15	0.00	5.76	21.33	11.53	7.85
Norderaue23	May2020	Circa littoral mixed sediments	64.56	160.25	0.58	0.58	0.00	8.07	0.58	0.00	21.91	0.00	1.73	137.20	20.75	32.02
Norderaue24	May2020	Sandbank	10.95	0.00	0.00	0.00	0.00	1.73	0.00	0.00	1.73	0.00	1.15	47.85	15.56	6.07
Norderaue26	May2020	Sandbank	72.06	0.00	0.00	0.00	0.00	5.19	1.15	0.58	0.00	0.00	1.15	238.65	30.55	26.87
Amrumbank46	May2020	Circa littoral sand	13.83	0.58	0.00	0.00	0.00	2.88	0.00	0.00	4.04	0.00	0.58	503.24	6.34	40.88
südAmrumbank47	May2020	Circa littoral sand	33.43	0.58	0.00	0.00	0.00	7.49	3.46	0.58	37.47	0.00	1.15	1592.16	21.91	130.63
Amrumbank45	May2020	Circa littoral sand	14.99	0.58	0.00	0.00	0.00	6.34	0.58	0.00	23.06	0.00	1.15	2335.78	18.45	184.69
Amrumbank44	May2020	Sandbank	17.87	19.60	0.00	0.00	0.00	29.98	10.95	0.00	9.80	1.15	20.18	725.75	58.80	68.78
Amrumbank42	May2020	Sandbank	9.22	0.00	0.58	0.00	0.00	27.67	9.80	0.58	8.07	0.00	16.72	66.29	3.46	10.95
Amrumbank43	May2020	Circa littoral sand	15.56	1.15	0.00	0.00	0.00	5.76	0.00	0.58	6.34	0.00	0.00	864.68	14.41	69.88
Amrumbank41	May2020	Sandbank	74.94	5.76	0.00	0.00	0.00	4.61	0.58	0.00	4.04	0.00	17.87	367.20	94.54	43.81
Amrumbank40	May2020	Circa littoral sand	11.53	0.00	0.00	0.00	0.00	5.19	0.00	1.73	21.33	0.00	0.58	767.26	32.28	64.61
Hörnloch32	May2020	Circa littoral sand	5.76	2.31	0.00	0.00	0.00	0.58	0.58	0.00	0.58	0.00	0.00	125.09	5.76	10.82
NI02	Oct2021	Sandbank	25.22	6.34	0.00	0.00	0.00	3.17	0.00	0.00	1.87	0.14	0.14	27.38	16.14	6.18
Elbe7	Oct2021	Circa littoral sand	1.73	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	1.30	0.72	0.14	0.00	380.26	1.59	29.67
Elbe8	Oct2021	Circa littoral mud	89.05	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.29	0.29	47.12	0.00	37.90	10.52	14.24	
Elbe6	Oct2021	Circa littoral sand	1.87	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	0.00	1.01	0.00	0.00	0.00	8.65	2.02	1.05
ElbeTri3	Oct2021	Circa littoral mixed sediments	3.46	1.15	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.86	0.29	0.14	9.80	0.86	1.27
ElbeTri4	Oct2021	Circa littoral sand	7.35	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.29	0.72	0.29	0.14	32.28	0.29	3.18
Elbe9	Oct2021	Circa littoral mud	21.04	0.43	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.29	5.76	60.23	4.18	516.14	14.84	47.92
Eider13	Oct2021	Circa littoral sand	3.31	0.29	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	7.78	0.58	0.29	253.31	3.60	20.72
Eider14	Oct2021	Circa littoral sand	4.32	0.29	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.43	0.14	1.87	0.14	180.12	0.00	14.41
Norderhever16	Oct2021	Circa littoral mixed sediments	11.96	1.59	0.00	0.00	0.00	0.29	0.00	0.14	2.31	0.00	0.14	25.50	17.58	4.58
Heverstrom20	Oct2021	Circa littoral mixed sediments	9.37	1.01	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.43	0.29	3.03	0.00	21.90	6.20	3.25
Norderhever19	Oct2021	KGS unklar	22.48	2.45	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	5.33	0.00	0.00	13.98	8.65	4.08
Norderaue23	Oct2021	Circa littoral mixed sediments	23.92	2.31	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.29	1.73	0.00	0.14	76.80	18.73	9.53
Norderaue24	Oct2021	Sandbank	54.18	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.29	1.15	0.14	0.00	40.35	55.19	11.64
Norderaue26	Oct2021	KGS	80.12	2.16	0.00	0.00	0.00	1.30	0.00	0.00	3.03	0.00	0.00	20.03	11.53	9.09
Norderaue30	Oct2021	Circa littoral sand	17.87	0.29	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	0.00	0.29	0.00	0.14	32.42	3.89	4.23
Norderaue25	Oct2021	Sandbank	72.05	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	0.86	9.51	4.03	6.66
Amrum31	Oct2021	Infralittoral sand	4.03	1.87	0.00	0.00	0.00	0.72	0.00	0.00	3.60	0.00	0.00	80.12	6.77	7.47
Hörnloch32	Oct2021	Circa littoral sand	5.04	1.01	0.00	0.00	0.00	0.43	0.00	0.14	0.58	0.00	0.00	60.52	4.18	5.53
Amrumbank40	Oct2021	Circa littoral sand	4.32	1.01	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	3.75	4.61	0.43	0.58	250.14	0.00	20.37
Amrumbank41	Oct2021	Sandbank	76.51	2.45	0.00	0.00	0.00	0.00	1.15	0.00	11.38	0.00	0.43	47.69	25.22	12.68
Amrumbank43	Oct2021	Circa littoral sand	7.93	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.43	0.58	0.00	1.30	167.87	0.00	13.70
Amrumbank45	Oct2021	Circa littoral sand	23.49	2.74	0.00	0.00	0.00	0.00	1.15	3.46	0.14	2.02	283.14	3.03	24.55	
südAmrumbank48	Oct2021	Circa littoral sand	1.30	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.14	1.44	0.00	0.58	163.40	0.00	12.84
NI02	June21	Sandbank	36.89	52.45	0.00	0.00	0.00	6.92	0.00	0.00	34.58	0.00	0.00	35.73	15.56	14.01
Elbe7	June21	Circa littoral sand	13.26	0.58	0.00	0.00	0.00	0.00	1.73	2.31	21.90	0.00	0.58	576.37	10.95	48.28
Elbe8	June21	Circa littoral mud	90.49	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.58	16.14	5.76	0.00	1857.06	453.03	186.39
Elbe6	June21	Circa littoral sand	5.76	2.31	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	2.88	0.00	0.00	13.26	0.00	1.86
ElbeTri3	June21	Circa littoral mixed sediments	53.03	12.10	0.00	0.00	0.00	2.88	0.00	0.00	44.38	0.00	1.15	288.76	38.62	33.92
ElbeTri4	June21	Circa littoral sand	4.03	0.00	0.00	0.00	0.00	15.56	0.00	0.00	3.46	0.00	0.00	57.06	12.10	7.09
Elbe5	June21	Circa littoral mixed sediments	9.80	0.58	0.00	0.00	0.00	10.95	0.00	0.58	1.15	0.58	0.00	16.71	27.67	5.23
Elbe9	June21	Circa littoral mud	83.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.58	0.00	0.00	55.33	60.52	0.00	2459.37	242.65	223.19
Eider13	June21	Circa littoral mixed sediments	99.71	0.00	0.00	0.00	0.00	35.16	0.00	0.00	47.26	2.31	0.00	2711.24	110.66	231.26
Eider14	June21	Circa littoral sand	16.14	0.00	0.00	0.00	0.00	6.92	0.00	3.46	12.10	0.58	2.31	1991.93	13.83	157.48
Rochel15	June21	Circa littoral sand	1.73	5.76	0.00	0.00	0.00	12.10	0.00	1.15	4.61	0.00	0.00	35.73	1.15	4.79
Norderhever16	June21	Circa littoral mixed sediments	21.33	2.88	0.00	0.00	0.00	2.31	0.00	0.00	16.14	0.00	2.31	620.75	13.83	52.27
Norderhever17	June21	KGS	17.87	6.34	0.00	0.00	0.00	31.12	0.00	0.00	3.46	1.15	5.19	327.95	36.89	33.07
Heverstrom20	June21	Circa littoral sand	6.92	0.58	0.00	0.00	0.00	13.83	0.00	0.58	8.65	0.00	0.58	108.93	20.75	12.37
Norderhever19	June21	KGS unklar	50.72	158.50	0.00	0.00	0.00	10.95	0.00	0.00	32.85	0.00	1.73	69.16	30.55	27.27
Gröde21	June21	KGS	56.48	2.88	0.00	0.00	0.00	13.26	1.15	0.00	0.00	1.15	7.49	30.55	86.46	15.34
Norderaue23	June21	Circa littoral mixed sediments	28.24	9.80	0.00	0.00	0.00	36.89	0.00	0.00	8.65	0.00	8.07	148.13	37.46	21.33
Norderaue23	June21	Circa littoral mixed sediments	69.74	31.70	0.00	0.00	0.00	30.55	0.00	0.00						

Nematoden-Gemeinschaft

Nematoden-Gattungen

Tabelle 13: Liste der abundanten Nematoden-Gattungen in den FishNet Proben.

Abundante Nematoden auf Gattungsebene im Probengebiet Schleswig-Holstein
<i>Actinonema sp</i>
<i>Ascolaimus sp</i>
<i>Alaimella sp</i>
<i>Anticoma sp</i>
<i>Astomonema sp</i>
<i>Ageoliamus sp</i>
<i>Amphimonhystera sp</i>
<i>Anticoma sp</i>
<i>Anticyclus sp</i>
<i>Axonolaimus sp</i>
<i>Bathylaimus sp</i>
<i>Batheurystomina sp</i>
<i>Bathylaimus sp</i>
<i>Camacolaimus sp</i>
<i>Chaetonema sp</i>
<i>Catanema sp</i>
<i>Calyptronema sp</i>
<i>Calomicrolaimus sp</i>
<i>Campylaimus sp</i>
<i>Cervonema sp</i>
<i>Ceramonema sp</i>
<i>Chromadorita sp</i>
<i>Chromospirina sp</i>
<i>Chromadora sp</i>
<i>Chromadorella sp</i>
<i>Comesoma sp</i>
<i>Cyatholaimus sp</i>
<i>Daptonema sp</i>
<i>Desmodora sp</i>
<i>Desmodorella sp</i>
<i>Desmolaimus sp</i>
<i>Dichromadora sp</i>
<i>Diplopeltoides sp</i>
<i>Draconema sp</i>
<i>Dorylaimopsis sp</i>
<i>Enplolaimus sp</i>
<i>Epacanthion sp</i>
<i>Enoploides sp</i>
<i>Eubostrichus sp</i>
<i>Eurystomina sp</i>
<i>Gammanema sp</i>
<i>Gonionchus sp</i>

<i>Halalaimus sp</i>
<i>Halichoanolaimus sp</i>
<i>Halomonhystera sp</i>
<i>Hypodontaliamus</i>
<i>Leptolaimus sp</i>
<i>Leptolaimoides sp</i>
<i>Lediovitia sp</i>
<i>Longicyatholaimus sp</i>
<i>Leptonemella sp</i>
<i>Metachromadora sp</i>
<i>Metadesmolaimus sp</i>
<i>Metalinhomoeus sp</i>
<i>Metacomesoma sp</i>
<i>Mesacanthion sp</i>
<i>Microlaimus sp</i>
<i>Monoposthia sp</i>
<i>Monhystera sp</i>
<i>Neochromadora sp</i>
<i>Neodiplopeltula sp</i>
<i>Nemanema sp</i>
<i>Oxyonchus sp</i>
<i>Onyx sp</i>
<i>Oxystomina sp</i>
<i>Odontophora sp</i>
<i>Oncholaimus sp</i>
<i>Paracanthonchus sp</i>
<i>Paracyatholaimus sp</i>
<i>Pareurystomina sp</i>
<i>Pomponema sp</i>
<i>Polygastrophora sp</i>
<i>Prochromadorella sp</i>
<i>Rhabdodemia sp</i>
<i>Rhabdocoma sp</i>
<i>Richtersia sp</i>
<i>Rhips sp</i>
<i>Rhynchonema sp</i>
<i>Sabatieria sp</i>
<i>Setosabatieria sp</i>
<i>Setostephanolaimus sp</i>
<i>Siphonolaimus sp</i>
<i>Sigmophornema sp</i>
<i>Southerniella sp</i>
<i>Spilophorella sp</i>
<i>Sphaerolaimus sp</i>
<i>Steineria sp</i>
<i>Spirinia sp</i>
<i>Stephanolaimus sp</i>

<i>Terschellingia sp</i>
<i>Theristus sp</i>
<i>Thalassoalaimus sp</i>
<i>Trefusia sp</i>
<i>Tripyloides sp</i>
<i>Viscosia sp</i>
<i>Wieseria sp</i>
<i>Xyala sp</i>
neue Gattung <i>Xylidae sp</i>

Nematoden Isotopen Daten

Tabelle 14: Isotopen-Werte für die Nematoden-Gemeinschaft.

ID	group	genera	feeding type	cruise	New Station ID	Biotop Assess	Fixation	d 15N/14N	d 13C/12C	ug N	ug C	molar CN ratio
C.M_Sab	nematoda	Sabatieria	NA	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	13.09	-21.82	9.69	52.03	6.26
C.M_SP	nematoda	Sphaerolaimus	NA	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	10.27	-23.71	5.14	33.22	7.54
C.M_VIS	nematoda	Viscosia	NA	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	12.58	-21.15	11.04	51.92	5.49
C.M_EN	nematoda	Enploides	NA	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	14.81	-19.77	25.10	101.75	4.73
C.M_MET	nematoda	Metachromadora	NA	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	14.28	-13.98	5.43	36.23	7.78
C.M_DP	nematoda	Daptonema	NA	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	15.15	-14.30	6.43	48.29	8.76
C.M.S_Sab	nematoda	Sabatieria	NA	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	12.09	-22.79	2.49	15.38	7.19
C.M.S_SP	nematoda	Sphaerolaimus	NA	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	15.37	-26.01	0.54	6.91	14.80
C.M.S_VIS	nematoda	Viscosia	NA	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	10.10	-22.68	3.87	22.62	6.81
C.M.S_EN	nematoda	Enploides	NA	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	14.99	-19.21	23.70	96.00	4.72
C.M.S_MET	nematoda	Metachromadora	NA	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	14.28	-13.98	6.15	28.36	5.37
C.M.S_DP	nematoda	Daptonema	NA	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	15.15	-14.30	2.53	14.89	6.86
C.S_Sab	nematoda	Sabatieria	NA	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	13.59	-20.74	15.65	79.84	5.95
C.S_SP	nematoda	Sphaerolaimus	NA	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	16.34	-24.38	6.66	47.32	8.29
C.S_VIS	nematoda	Viscosia	NA	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	11.25	-22.09	8.31	43.07	6.05
C.S_EN	nematoda	Enploides	NA	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	11.81	-22.85	5.03	27.38	6.35
C.S_DP	nematoda	Daptonema	NA	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	15.30	-14.50	5.69	34.39	7.06
C.S_MET	nematoda	Metachromadora	NA	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	14.28	-13.98	2.74	20.64	8.79
1B C.S_1	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	12.52	-20.17	NA	NA	NA
C.S_2B_1	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	11.22	-19.83	NA	NA	NA
C.S_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	10.86	-23.31	NA	NA	NA
C.S_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	8.55	-24.51	NA	NA	NA
C.M.S_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	8.76	-22.77	NA	NA	NA
C.M.S_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	14.01	-20.01	NA	NA	NA
C.M.S_2B_2	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	12.60	-20.31	NA	NA	NA
1B C.M.S_2	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	13.13	-19.65	NA	NA	NA
2B S.B_3	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Sandbank	Ethanol	14.25	-19.51	NA	NA	NA
1B S.B_3	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Sandbank	Ethanol	14.71	-19.13	NA	NA	NA
1B C.MUD_4	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	14.17	-20.29	NA	NA	NA
2B C.MUD_4	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	13.92	-19.97	NA	NA	NA
C.M_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	7.99	-23.45	NA	NA	NA
C.M_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	11.15	-23.02	NA	NA	NA
2B O.C.M_5	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Offshore Circalittoral mud	Ethanol	12.56	-19.25	NA	NA	NA
1B O.C.M_5	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Offshore Circalittoral mud	Ethanol	11.99	-20.10	NA	NA	NA
1B C.S_1	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	12.32	-20.36	39.85	166.08	4.86
1B C.S_1	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	12.71	-19.97	17.63	86.83	5.75
C.S_2B_1	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	11.62	-19.87	15.92	77.76	5.70
C.S_2B_1	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	10.82	-19.79	21.23	112.68	6.19
C.S_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	10.87	-23.32	14.56	65.24	5.23
C.S_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	10.85	-23.30	9.13	44.29	5.66
C.S_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	8.55	-24.51	18.96	86.83	5.34
C.S_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral sand	Ethanol	8.55	-24.51	16.61	79.06	5.55
C.M.S_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	8.31	-23.41	9.20	81.66	10.36
C.M.S_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	9.22	-22.12	9.90	82.36	9.71
C.M.S_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	13.79	-20.61	10.58	83.67	9.23
C.M.S_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	14.22	-19.41	9.22	84.85	10.74
C.M.S_2B_2	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	14.82	-18.94	13.42	56.41	4.90
C.M.S_2B_2	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	10.39	-21.69	8.93	49.63	6.48
1B C.M.S_2	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	12.83	-19.08	28.83	136.46	5.52
1B C.M.S_2	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral mixed sediments	Ethanol	13.43	-20.23	9.22	42.07	5.32
2B S.B_3	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Sandbank	Ethanol	13.78	-19.68	13.17	53.45	4.74
2B S.B_4	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Sandbank	Ethanol	14.71	-19.34	13.80	54.89	4.64
1B S.B_3	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Sandbank	Ethanol	15.63	-19.01	26.61	114.37	5.01
1B S.B_3	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Sandbank	Ethanol	13.78	-19.25	20.72	102.57	5.78
1B C.MUD_4	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	13.56	-20.11	20.72	102.57	5.78
1B C.MUD_4	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	14.77	-20.46	12.60	66.10	6.12
2B C.MUD_4	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	13.32	-20.54	17.50	90.98	6.07
2B C.MUD_4	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	14.53	-19.41	15.60	62.96	4.71
C.M_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	7.69	-24.77	9.13	44.29	5.66
C.M_2A	nematoda	NA	epistrate feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	8.28	-22.13	9.89	49.68	5.86
C.M_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	10.65	-23.61	9.89	49.68	5.86
C.M_1A	nematoda	NA	selective feeders	NA	NA	Circalittoral mud	Ethanol	11.65	-22.43	15.24	46.93	3.59
2B O.C.M_5	nematoda	NA	omnivory-predatory feeders	NA	NA	Offshore Circalittoral mud	Ethanol	12.56	-19.25	28.79	143.74	5.82
1B O.C.M_5	nematoda	NA	non-selective feeders	NA	NA	Offshore Circalittoral mud	Ethanol	11.99	-20.10	0.13	126.70	1123.46

Copepoden-Gemeinschaft

Copepoden-Arten

Tabelle 15: Liste der abundanten meiobenthischen Copepoden im Schleswig-Holsteinischen Wattenmeer.

Family	Species
Ameiridae	<i>Proameira hiddensoensis</i>
	<i>Proameira psammophila</i>
	<i>Psyllocamptus</i> sp. n. 1
	<i>Psyllocamptus</i> sp. n. 2
	<i>Psyllocamptus</i> sp. n. 3
	<i>Filexilia brevipes</i>
	<i>Filexilia</i> sp. n.
	<i>Ameira parvula</i>
	<i>Ameira</i> cf. <i>pusilla</i>
	<i>Ameira</i> sp.
	<i>Ameira lusitanica</i>
	<i>Ameira divagans divagans</i>
	<i>Ameira listensis</i>
	<i>Pseudameira crassicornis</i>
<i>Leptomesochra eulitoralis</i>	
<i>Sicameira gracilis</i>	
<i>Sicameira leptoderma</i>	
<i>Parevansula mediterranea</i>	
Arenopontiidae	<i>Arenopontia</i> sp. n.
Canthocamptidae	<i>Heteropsyllus major</i>
	<i>Mesochra pygmaea</i>
Canuellidae	<i>Canuella perplexa</i>
Cletodidae	<i>Cletodes</i> sp. n.
	<i>Cletodes limicola</i>
	<i>Cletodes smirnovi</i>
	<i>Enhydrosoma propinquum</i>
	<i>Stylicletodes longicaudatus</i>
Cyclopoida	<i>Metacyclopsina brevisetosa</i>
Cylindropsyllidae	<i>Evansula cumbraensis</i>
	<i>Evansula incerta</i>
	<i>Evansula pygmaea</i>
Dactylopusiidae	<i>Dactylopusia vulgaris vulgaris</i>
	<i>Haectinosoma</i> ssp.
	<i>Haectinosoma</i> sp. n. 1
	<i>Haectinosoma</i> aff. <i>gothiceps</i> sp. n.
	<i>Haectinosoma distinctum</i>
	<i>Haectinosoma gothiceps</i>
	<i>Haectinosoma erythrospis</i>

Ectinosomatidae	<i>Arenosetella</i> sp.n. <i>Arenosetella germenica</i> <i>Glabrotelson scheibeli</i> <i>Glabrotelson</i> cf. <i>bozici</i> <i>Glabrotelson leptoderma</i> <i>Pseudobradya minor</i> <i>Pseudobradya beduina beduina</i> <i>Pseudobradya pulchella</i> <i>Pseudobradya</i> sp. <i>Sigmatidium</i> sp. n.1 <i>Sigmatidium</i> sp. n.2 <i>Sigmatidium</i> sp. n.3 <i>Ectinosoma reductum</i> <i>Ectinosoma melaniceps</i>
Harpacticidae	<i>Harpacticus flexus</i>
Idyanthidae	<i>Tachidiella minuta</i>
Laophontidae	<i>Laophonte thoracica</i> <i>Asellopsis hispida</i> <i>Asellopsis intermedia</i> <i>Asellopsis</i> sp.n. <i>Pseudoonychocamptus proximus</i> <i>Inermiphonte</i> aff. <i>danversae</i> sp.n. 1 <i>Inermiphonte</i> aff. <i>danversae</i> sp.n. 2 <i>Inermiphonte</i> aff. <i>hamondi</i> sp. n.
Leptastacidae	<i>Leptastacus</i> cf. <i>laticaudatus</i> <i>Leptastacus</i> cf. <i>macronyx</i> <i>Arenocaris bifida</i> <i>Arenocaris</i> sp. n. <i>Paraleptastacus espinulatus</i> <i>Paraleptastacus spinicaudus</i> <i>Paraleptastacus</i> sp. n.1 <i>Paraleptastacus</i> sp. n.2 <i>Paraleptastacus</i> sp. n.3 <i>Minervella</i> sp. n. <i>Aquilastacus</i> cf. <i>serratus</i>
Leptopontiida	<i>Leptopontia curvicauda</i> <i>Leptopontia dovpori</i> <i>Leptopontia flandrica</i> <i>Leptopontia punctata</i> <i>Leptopontia</i> cf. <i>americana</i> <i>Leptopontia</i> sp. n.1 <i>Leptopontia</i> sp. n. 2
Longipediidae	<i>Longipedia coronata</i>
	<i>Psammotopa</i> sp. n. 1 <i>Psammotopa</i> sp. n. 2

Miraciidae	<i>Haloschizopera pygmaea</i> <i>Haloschizopera lima</i> <i>Bulbamphiascus imus</i> <i>Typhlamphiascus confusus</i> <i>Amphiascoides subdebilis</i> <i>Amphiascoides nanus</i> <i>Paramphiascopsis longirostris</i> <i>Eoschizopera</i> sp. <i>Sarsamphiascus tenuiremis</i> <i>Sarsamphiascus kawamurai</i> <i>Robertgurneya</i> sp. <i>Amphiascus</i> cf. <i>thalestroides</i>
Paramesochrida	<i>Apodopsyllus africanus listensis</i> <i>Paramesochra mielkei</i> <i>Paramesochra h. helgolandica</i> <i>Emertonia h. holsatica</i> <i>Emertonia paraholsatica</i> <i>Emertonia coelebs</i> <i>Emertonia constricta</i> <i>Emertonia</i> sp. n. <i>Diarthrodella secunda secunda</i> <i>Wellsopsyllus l. intermedius</i> <i>Apodopsyllus</i> sp. n. <i>Leptopsyllus</i> sp. n.
Peltidiidae	<i>Alteutha interrupta</i> <i>Alteutha oblonga</i>
Rhizotrichidae	<i>Rhizothrix minuta</i> <i>Tryphoema bocqueti</i> <i>Rhizothrix gracilis</i>
Tachidiidae	<i>Microarthridion littorale</i> <i>Tachidius discipes</i> <i>Euterpina acutifrons</i>
Thalestridae	<i>Parathalestris harpactoides</i> <i>Paramenophia platysoma</i>
Thompsonulidae	<i>Thompsonula hyaenae</i>
Tisbidae	<i>Tisbe furcata</i>

Copepoden Isotopen-Daten

Tabelle 16: Isotopen-Werte für die meiobenthischen Copepoden.

ID	group	genera	feeding type	cruise	New Station ID	Biotop Assess	Fixation	d 15N/14N	d 13C/12C	ug N	ug C	molar CN ratio
Cop1	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	13.56	-18.47	4.52	18.64	4.81
Cop2	Copepod	NA	NA	May2020	Elbe5	Circa littoral mixed sediments	Ethanol	12.20	-19.93	2.36	11.50	5.68
Cop3	Copepod	NA	NA	May2020	Elbe5	Circa littoral mixed sediments	Ethanol	13.99	-18.96	3.13	13.79	5.14
Cop4	Copepod	NA	NA	May2020	HelSchlickloch10	Circa littoral mud	Ethanol	14.09	-21.89	2.40	12.25	5.96
Cop5	Copepod	NA	NA	May2020	HelSchlickloch10	Circa littoral mud	Ethanol	14.04	-22.33	3.16	15.54	5.74
Cop6	Copepod	NA	NA	May2020	HelSchlickloch10	Circa littoral mud	Ethanol	11.35	-20.66	4.14	18.20	5.13
Cop7	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	14.18	-18.80	3.30	14.12	4.99
Cop8	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	15.89	-19.54	4.42	19.74	5.21
Cop9	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	15.77	-18.87	7.27	31.37	5.04
Cop10	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	15.71	-18.92	8.99	37.94	4.92
Cop11	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue26	Sandbank	Ethanol	15.66	-19.87	3.06	13.17	5.01
Cop12	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue26	Sandbank	Ethanol	15.58	-19.60	3.50	14.91	4.97
Cop13	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue26	Sandbank	Ethanol	15.62	-20.03	3.03	13.57	5.22
Cop14	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue26	Sandbank	Ethanol	15.33	-19.69	3.30	14.33	5.07
Cop15	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	15.23	-18.95	5.57	24.54	5.15
Cop16	Copepod	NA	NA	May2020	Amrumbank42	Sandbank	Ethanol	13.50	-23.27	1.53	9.57	7.30
Cop17	Copepod	NA	NA	May2020	NA	NA	Ethanol	13.63	-18.54	6.30	24.98	4.62
Cop18	Copepod	NA	NA	May2020	ElbeTri3	Circa littoral sand	Ethanol	13.07	-19.51	2.91	13.04	5.23
Cop19	Copepod	NA	NA	May2020	Hörnuntief35	Geogenes Riff	Ethanol	14.56	-20.22	4.19	18.88	5.26
Cop20	Copepod	NA	NA	May2020	HelSchlickloch11	Circa littoral mud	Ethanol	12.60	-21.09	6.43	25.65	4.65
Cop21	Copepod	NA	NA	May2020	TiefeRinne51	Offshore circa littoral mud	Ethanol	11.64	-21.53	17.58	68.21	4.53
Cop22	Copepod	NA	NA	May2020	HelSchlickloch12	Circa littoral mud	Ethanol	12.96	-20.64	8.91	36.46	4.78
Cop23	Copepod	NA	NA	May2020	Elbe9	Circa littoral mud	Ethanol	11.43	-21.06	10.66	41.50	4.54
Cop24	Copepod	NA	NA	May2020	Eider13	Circa littoral mixed sediments	Ethanol	13.24	-21.35	9.48	42.02	5.17
Cop25	Copepod	NA	NA	May2020	Eider14	Circa littoral sand	Ethanol	13.67	-18.56	5.30	22.19	4.88
Cop26	Copepod	NA	NA	May2020	Roche15	Circa littoral sand	Ethanol	13.14	-19.73	8.68	37.50	5.04
Cop27	Copepod	NA	NA	May2020	Norderhever16	Circa littoral mixed sediments	Ethanol	15.01	-19.43	8.70	35.76	4.80
Cop28	Copepod	NA	NA	May2020	Norderhever17	KGS	Ethanol	15.22	-20.22	11.41	52.07	5.33
Cop29	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue22	KGS	Ethanol	15.59	-20.46	12.05	53.20	5.15
Cop30	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue23	Circa littoral mixed sediments	Ethanol	15.24	-21.24	7.93	36.47	5.37
Cop31	Copepod	NA	NA	May2020	Norderaue24	Sandbank	Ethanol	16.07	-20.62	4.78	20.50	5.00
Cop32	Copepod	NA	NA	May2020	Amrumbank46	Circa littoral sand	Ethanol	13.56	-19.27	3.28	14.39	5.12
Cop33	Copepod	NA	NA	May2020	südlAmrumbank47	Circa littoral sand	Ethanol	13.53	-18.96	16.24	65.60	4.71
Cop34	Copepod	NA	NA	May2020	Amrumbank45	Circa littoral sand	Ethanol	12.65	-19.75	7.17	30.34	4.94
Cop35	Copepod	NA	NA	May2020	Amrumbank44	Sandbank	Ethanol	13.17	-21.85	1.76	9.20	6.09
Cop36	Copepod	NA	NA	May2020	Amrumbank41	Sandbank	Ethanol	13.94	-21.92	4.53	22.44	5.78
Cop37	Copepod	NA	NA	May2020	Amrumbank40	Circa littoral sand	Ethanol	13.73	-18.91	8.79	35.00	4.64
Cop38	Copepod	NA	NA	Jun-22	nordöstlHel50	Circa littoral coarse sediment	saltwater	12.45	-20.62	2.94	15.35	6.09
Cop39	Copepod	NA	NA	Jun-22	nordöstlHel50	Circa littoral coarse sediment	saltwater	10.35	-21.33	5.20	27.58	6.19
Cop40	Copepod	NA	NA	Jun-22	TiefeRinne51	Reefs	saltwater	11.77	-20.56	6.16	29.53	5.59
Cop41	Copepod	NA	NA	Jun-22	TiefeRinne51	Reefs	saltwater	11.41	-19.98	9.20	39.98	5.07
Cop42	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch12	Circa littoral mud	freshwater	12.94	-20.56	5.85	24.93	4.97
Cop43	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch12	Circa littoral mud	freshwater	11.72	-21.27	11.28	52.33	5.41
Cop44	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch10	Circa littoral mud	freshwater	12.05	-20.29	9.49	39.66	4.87
Cop45	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch11	Circa littoral mud	freshwater	12.22	-22.17	5.70	24.80	5.08
Cop46	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch11	Circa littoral mud	freshwater	11.85	-20.75	4.77	21.52	5.26
Cop47	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch10	Circa littoral mud	freshwater	11.05	-21.75	6.26	28.53	5.31
Cop48	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch10	Circa littoral mud	freshwater	10.90	-20.86	4.52	20.49	5.29
Cop49	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch11	Circa littoral mud	freshwater	11.16	-20.76	5.30	23.74	5.23
Cop50	Copepod	NA	NA	Jun-22	HelSchlickloch12	Circa littoral mud	freshwater	11.67	-21.28	5.97	29.37	5.74

Copepoden Biomasse

Tabelle 17: Biomasse Daten der meiobenthischen Copepoden.

ID	cruise	New Station ID	Biotop Assess	dry weight in µg per specimen	area of indiv pic in mm2 per specimen	calculated bodyvolume per specimen in µl	µgC per specimen
Cop1	May2020	NA	NA	1.286	0.087	0.002	0.666
Cop2	May2020	Elbe5	Circalittoral mixed sediments	0.952	NA	NA	0.548
Cop3	May2020	Elbe5	Circalittoral mixed sediments	1.190	NA	NA	0.657
Cop4	May2020	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	0.563	NA	NA	0.383
Cop5	May2020	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	0.949	NA	NA	0.398
Cop6	May2020	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	1.200	NA	NA	0.607
Cop7	May2020	NA	NA	0.862	0.068	0.007	0.487
Cop8	May2020	NA	NA	0.614	NA	NA	0.282
Cop9	May2020	NA	NA	0.971	NA	NA	0.448
Cop10	May2020	NA	NA	1.257	NA	NA	0.542
Cop11	May2020	Norderaue26	Sandbank	0.880	NA	NA	0.527
Cop12	May2020	Norderaue26	Sandbank	1.080	NA	NA	0.597
Cop13	May2020	Norderaue26	Sandbank	0.889	NA	NA	0.503
Cop14	May2020	Norderaue26	Sandbank	0.815	NA	NA	0.531
Cop15	May2020	NA	NA	0.883	NA	NA	0.409
Cop16	May2020	Amrumbank42	Sandbank	0.600	NA	NA	NA
Cop17	May2020	NA	NA	2.000	0.091	0.010	0.925
Cop18	May2020	ElbeTri3	Circalittoral sand	1.889	NA	NA	0.724
Cop19	May2020	Hörnuntief35	Geogenes Riff	1.105	NA	NA	0.497
Cop20	May2020	HelSchlickloch11	Circalittoral mud	0.935	0.062	0.005	0.414
Cop21	May2020	TiefeRinne51	Offshore circalittoral mud	1.440	0.082	0.008	0.626
Cop22	May2020	HelSchlickloch12	Circalittoral mud	1.444	0.083	0.009	0.675
Cop23	May2020	Elbe9	Circalittoral mud	1.034	0.061	0.005	0.466
Cop24	May2020	Eider13	Circalittoral mixed sediments	1.101	0.067	0.006	0.472
Cop25	May2020	Eider14	Circalittoral sand	3.059	0.142	0.020	1.305
Cop26	May2020	Rochel15	Circalittoral sand	1.851	0.106	0.013	0.798
Cop27	May2020	Norderhever16	Circalittoral mixed sediments	1.689	0.090	0.011	0.795
Cop28	May2020	Norderhever17	KGS	3.862	0.142	0.019	1.796
Cop29	May2020	Norderaue22	KGS	0.748	0.048	0.003	0.343
Cop30	May2020	Norderaue23	Circalittoral mixed sediments	0.539	0.035	0.002	0.237
Cop31	May2020	Norderaue24	Sandbank	1.077	0.081	0.006	0.526
Cop32	May2020	Amrumbank46	Circalittoral sand	1.526	0.063	0.007	0.757
Cop33	May2020	südlAmrumbank47	Circalittoral sand	4.353	0.212	0.033	1.929
Cop34	May2020	Amrumbank45	Circalittoral sand	3.474	0.150	0.018	1.597
Cop35	May2020	Amrumbank44	Sandbank	0.533	0.034	0.002	NA
Cop36	May2020	Amrumbank41	Sandbank	0.307	0.021	0.001	0.135
Cop37	May2020	Amrumbank40	Circalittoral sand	2.147	0.082	0.011	1.029
Cop38	Jun-22	nordöstlHel50	Circalittoral coarse sediment	NA	NA	NA	0.233
Cop39	Jun-22	nordöstlHel50	Circalittoral coarse sediment	NA	NA	NA	13.788
Cop40	Jun-22	TiefeRinne51	Reefs	NA	NA	NA	0.615
Cop41	Jun-22	TiefeRinne51	Reefs	NA	NA	NA	7.996
Cop42	Jun-22	HelSchlickloch12	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.712
Cop43	Jun-22	HelSchlickloch12	Circalittoral mud	NA	NA	NA	1.006
Cop44	Jun-22	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.991
Cop45	Jun-22	HelSchlickloch11	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.477
Cop46	Jun-22	HelSchlickloch11	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.538
Cop47	Jun-22	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.865
Cop48	Jun-22	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.640
Cop49	Jun-22	HelSchlickloch11	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.594
Cop50	Jun-22	HelSchlickloch12	Circalittoral mud	NA	NA	NA	0.890

Copepoden DNA-Gehalt

Tabelle 18: DNA- und 18S rRNA-Gehalt der meiobenthischen Copepoden.

station	cruise	New Station ID	Biotop Assess	18S copy conc. per specimen in pmol	DNA-content per specimen in pmol
1	May-20	ElbeTri3	Circalittoral sand	2.8033E-06	0.00019
2	May-20	ElbeTri4	Circalittoral sand	3.2458E-06	0.00029
3	May-20	Elbe5	Circalittoral mixed sediments	1.0731E-05	0.0043
4	May-20	Elbe6	Circalittoral sand		
5	May-20	Elbe7	Circalittoral sand	1.0919E-05	0.00098
7	May-20	HelSchlickloch10	Circalittoral mud	2.9517E-05	0.00942
8	May-20	HelSchlickloch11	Circalittoral mud		
9	May-20	TiefeRinne51	Offshore circalittoral mud	4.0953E-05	0.02962
10	May-20	HelSchlickloch12	Circalittoral mud	3.3098E-05	0.00580176
11	May-20	Elbe9	Circalittoral mud	6.2341E-06	0.00292569
12	May-20	Eider13	Circalittoral mixed sediments	2.6718E-05	0.01629885
13	May-20	Eider14	Circalittoral sand	3.0626E-05	0.00488965
14	May-20	Rochel15	Circalittoral sand	2.161E-06	0.01401431
15	May-20	Norderhever16	Circalittoral mixed sediments	6.2253E-08	0.00979955
16	May-20	Norderhever17	KGS	4.9505E-06	0.00204157
17	May-20	Heverstrom20	Circalittoral mixed sediments	4.9222E-07	0.0005028
19	May-20	südlAmrumbank48	Circalittoral sand	4.0477E-07	0.00502126
20	May-20	Norderaue22	KGS		
21	May-20	Norderaue23	Circalittoral mixed sediments	1.0234E-05	0.0094621
22	May-20	Norderaue24	Sandbank	2.4817E-05	0.00320915
24	May-20	Amrumbank46	Circalittoral sand	1.0391E-05	0.00492002
25	May-20	südlAmrumbank47	Circalittoral sand	3.0317E-05	0.01053182
26	May-20	Amrumbank45	Circalittoral sand	7.7756E-07	0.00410002
27	May-20	Amrumbank44	Sandbank	3.7237E-06	0.00667477
28	May-20	Amrumbank42	Sandbank	1.6967E-06	0.00190997
29	May-20	Amrumbank43	Circalittoral sand	2.2996E-05	0.0223932
30	May-20	Amrumbank41	Sandbank	2.792E-06	0.00351286
31	May-20	Amrumbank40	Circalittoral sand	8.1794E-06	0.00295606
32	May-20	Hörnumloch32	Circalittoral sand	4.0608E-06	0.00269623
18, 16	May-20			4.074E-07	0.005956
23, 16	May-20			8.5987E-06	0.01136532