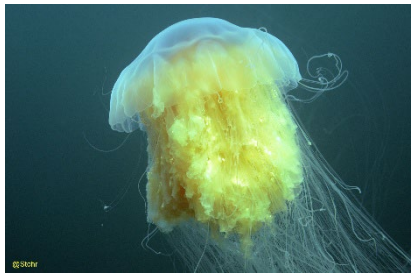
Erarbeitung von Grundlagen für ein Monitoring von gelatinösem Zooplankton in der deutschen Ostsee


Bearbeitungszeitraum: November 2025 bis Januar 2026

Abschlussbericht Januar 2026

Auftragnehmer

Leibniz-Institut für Ostseeforschung
Warnemünde
Seestrasse 15
18119 Rostock

Bearbeiter:
Dr. Sandra Kube (sandra.kube@iow.de)
Dr. Sarah Bolius (sarah.bolius@iow.de)
Dr. Jörg Dutz (joerg.dutz@iow.de)

Auftraggeber

Landesamt für Umwelt, Naturschutz und
Geologie Mecklenburg-Vorpommern
Goldberger Straße 12b
18273 Güstrow

Inhaltsverzeichnis

Kurzfassung **4**
1 Einleitung **5**
2 Stand der Forschung und Datengrundlage **6**
2.1 Taxa des gelatinösen Zooplanktons in der erweiterten Ostsee 6
2.2 Taxa des gelatinösen Zooplanktons in der westlichen Ostsee 8
2.3 Saisonale Variation in der Abundanz ausgewählter Taxa in der westlichen Ostsee 11
2.4 Dekadaler Vergleich der saisonalen Variation in der Abundanz der Taxa in der westlichen Ostsee 14
3 Methoden der Erfassung gelatinösen Zooplanktons **16**
3.1 Einsatz von Planktonnetzen 16
3.2 Hydroakustische Methoden 19
3.3 Optische Methoden 20
3.4 Molekularbiologische Methoden 21
3.5 Probenbearbeitung 24
3.6 Räumliche Auflösung der Probenahme 25
3.7 Zeitliche Auflösung der Probenahme 28
4 Monitoringkonzept **30**
Danksagung **32**
Literaturverzeichnis **33**
Anhang **37**

Kurzfassung

Der Begriff gelatinöses Makrozooplankton fasst in dieser Studie die Medusengeneration der Schirmquallen (Scyphozoa), Rippenquellen (Ctenophora) und Hydromedusen zusammen. Im trophischen Gefüge des marinen pelagischen Ökosystems fungieren die Arten dieser taxonomisch vielfältigen funktionelle Gruppe als zooplanktivore Räuber und damit als Nahrungskonkurrenten für planktonfressende Fischarten. Ihre breite trophische Nische beinhaltet aber auch ihre Funktion als Nahrung für Fische und ihren Einfluss auf die Stoffkreisläufe des Pelagials. Trotz ihrer trophischen Rolle, ihrer großen Vielfalt und oft hohen Abundanz sind langfristige Feldstudien oder ein systematisches Monitoring in der Ostsee nicht vorhanden. Demzufolge sind sie nicht Gegenstand der Bewertung des Zustandes des marinen Ökosystems Ostsee nach MSRL.

Die hier vorliegende Studie hat das Ziel ein Konzept für ein mögliches Monitoringprogramm in den deutschen Gewässern der Ostsee zu entwerfen. Ausgehend von frei zugänglichen Daten und Publikationen zur Diversität, Abundanz, Verbreitung und zum saisonalen Auftreten von Arten des gelatinösen Zooplanktons in der westlichen Ostsee werden Methoden der Datengewinnung für ein mögliches zukünftiges Monitoringprogramm beschrieben und verglichen. Die räumliche und zeitliche Gestaltung eines zukünftigen Monitorings wird unter Berücksichtigung der bestehenden Messprogramme der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Nord- und Ostsee (BLANO) und in Abhängigkeit der Ziele eines Monitoringprogrammes dargestellt.

Zusammenfassend wird empfohlen, das gelatinöse Makrozooplankton mittels kombinierten horizontalen (Bongo- oder Multischließnetz) und vertikalen (WP2- oder WP3-Netz) Planktonnetzfängen zu beproben und die taxonomische Analyse und Quantifizierung der Netzfänge in lebendem Zustand unmittelbar nach der Probenahme an Bord durchzuführen. Dies sollte regelmäßig (mindesten 3x/Jahr) in charakteristischen küstenfernen (Kieler Bucht, Mecklenburger Bucht, Arkonasee) und küstennahen (Lübecker Bucht, Plantagenetgrund, Pommersche Bucht) sowie inneren Küstengewässern (Greifswalder Bodden) stattfinden. Das Konzept liefert neben diesen obligatorischen Anforderungen an ein Monitoring methodische Vorschläge zur Erweiterung und zur Weiterentwicklung der vorhandenen Methoden.

1 Einleitung

Die ökologische Bedeutung des gelatinösen Zooplanktons wird durch seine Funktion im Nahrungsnetz mariner pelagischer Ökosysteme bestimmt. Insbesondere Quallen der taxonomischen Gruppen Scyphozoa (Schirmquallen) und Ctenophora (Rippenquallen) sind für die Küstenökosysteme der Ostsee von großer Bedeutung, da sie als zooplanktivore Räuber eine top-down Kontrolle des Mesozooplanktons ausüben können und als Nahrungskonkurrenten für planktonfressende Fischarten fungieren. Ihre breite trophische Nische beinhaltet aber auch ihre Funktion als Nahrung für Fische, ihren Einfluss auf die Stoffkreisläufe des Pelagials und die bentho-pelagischen Kopplung, z.B. als absinkendes, totes, organisches Material (Stoltenberg et al. 2021). Trotz ihrer trophischen Rolle, ihrer großen Vielfalt und oft hohen Abundanz sind langfristige Feldstudien über das saisonale Auftreten und die langjährige Abundanzentwicklung kaum vorhanden. Trotz fehlender evidenzbasierter Feldstudien nehmen aber die Aussagen über eine Zunahme von „Quallenblüten“ und deren Auswirkungen auf die marinen Ökosysteme in der Literatur und in der Presse weltweit zu (Pitt et al. 2018). Viele Veröffentlichungen diskutieren, dass „Quallenblüten“ durch anthropogene Stressfaktoren wie Überfischung, Eutrophierung oder Klimawandel begünstigt werden. Wissenschaftliche Beweise für diese Thesen sind jedoch selten vorhanden (Pitt et al. 2018).

Die potenzielle Rolle des gelatinösen Zooplanktons in der sich rasch wandelnden Ostsee, z.B. auf den Rückgang der Fischbestände durch Nahrungskonkurrenz oder die Auswirkungen invasiver Quallenarten auf das trophische System, lässt sich ohne vorhandene Datengrundlage nicht bewerten. Die Folgen anthropogen bedingter Faktoren, wie der Schaffung von neuen Lebensräumen für die sessilen Polypenkolonien der Schirmquallen z.B. durch den massiven Ausbau der off-shore Windindustrie auf die Bestandsentwicklung der Schirmquallen oder auch die Folgen der Erhöhung der Wassertemperatur für das gelatinöse Zooplankton bleiben daher unklar. Es existieren lediglich kurzfristige, projektbasierte Studien zu einzelnen Aspekten der Ökologie bestimmter Vertreter dieser Organismengruppe oder modellhafte Prognosen (z.B. Janßen et al. 2013). Diese sind aber für das Gesamtverständnis und Management des Ökosystems Ostsee nicht ausreichend. Besonders das Fehlen von Langzeitdaten ist ein Problem, wenn Veränderungen des trophischen Systems detektiert und bewertet werden sollen. Dieses Problem ist nicht auf die Ostsee beschränkt, sondern besteht weltweit. Dies ist sicherlich auch auf die methodische Schwierigkeit des Monitorings dieser Taxa zurückzuführen.

Im Rahmen der Umsetzung der Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie (MSRL) werden gem. Art. 8 Abs. 1, 9 Abs. 1, 10 Abs. 1 und insbesondere 11 Abs. 1 die Durchführung eines Zooplankton-Monitorings sowie die Bewertung der Ergebnisse für die Deskriptoren 1 = Biodiversität (D1), 2 = nicht-einheimische Arten (D2), Deskriptor 4 = Nahrungsnetze (D4) und Deskriptor 5 = Eutrophierung (D5) notwendig. Da das gelatinöse Zooplankton im gesamten Ostseeraum aktuell nicht Bestandteil eines systematischen Monitorings ist, fehlt diese Gruppe für die Bewertung des Umweltzustandes.

Die hier vorliegende Studie hat das Ziel ein Konzept für ein mögliches Monitoringprogramm in den deutschen Gewässern der Ostsee zu entwerfen. Ausgehend von in der Literatur frei zugänglichen Daten und Publikationen zur Diversität, Abundanz, Verbreitung und zum saisonalen Auftreten von Arten des gelatinösen Zooplanktons in der westlichen Ostsee werden Methoden der Datengewinnung für ein mögliches zukünftiges Monitoringprogramm beschrieben und verglichen. Die räumliche und zeitliche Gestaltung eines zukünftigen Monitorings wird unter Berücksichtigung der bestehenden Messprogramme der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Nord- und Ostsee (BLANO) und in Abhängigkeit der Ziele eines Monitoringprogrammes dargestellt.

2 Stand der Forschung und Datengrundlage

2.1 Taxa des gelatinösen Zooplanktons in der erweiterten Ostsee

Die dynamische Hydrographie der westlichen Ostsee erfordert eine differenzierte biogeographische Betrachtung der dort potentiell auftretenden Arten. Die Gebiete der Kieler und Mecklenburger Bucht stehen in einem intensiven Wasseraustauch mit dem Kattegat über die Belt See. Dies führt regelmäßig im Herbst und Winter zu erhöhten Salzgehalten im Bodenwasser, die Salzgehalte von 20 PSU deutlich übersteigen können (Lenz 1971, Dutz & Wasmund 2023). Während besonderer meteorologischer und hydrographischer Bedingungen kann dieses Wasser über die Darßer und Drogden Schwelle weiter in die Arkonasee und das Bornholmbecken als sogenannter ‚Baltic Inflow' einströmen (Mohrholz et al. 2015). Diese Konnektivität bedingt das Auftreten auch solcher marinen Arten in der westlichen Ostsee, die dort grundsätzlich nicht heimisch sind und aufgrund des niedrigeren Salzgehaltes keine eigenständigen Populationen aufrechterhalten können. Umgekehrt besteht ein weiterer Austausch mit dem Oberflächenwasser der zentralen Ostsee, dass sich in der westlichen Ostsee mit dem salzreicheren, tieferen Wasser mischt. Mit diesem gelangen spezifisch an das Brackwasser angepasste Organismen in die westliche Ostsee. Der sich abschwächende marine Einfluss entlang des Salzgehaltsgradienten in der Belt See und der eigentlichen Ostsee wird durch das Arteninventar der betreffenden Gebiete verdeutlicht.

Zur Erfassung der in der westlichen Ostsee potentiell auftretende Arten der Rippenquallen (Ctenophora) und der Nesselquallen (Cnidaria) wurde deshalb das Arteninventar der gesamten Ostsee vom Skagerrak bis zum Finnischen und Bottnischen Meerbusen erfasst. Hierzu wurden Daten des internationalen Monitorings der Ostsee der Jahre 1979-2025 ausgewertet und mit Literaturdaten verglichen (ICES 2025). In diesem Zeitraum wurden bisher insgesamt 61 verschiedene Taxa im Monitoring des Ostseeplanktons verzeichnet. Zusammen mit einer weiteren Art (*Blackfordia virginica*), deren Vorkommen in der Literatur beschrieben ist (Jaspers et al. 2018), sind somit 62 Taxa mit insgesamt 35 Arten verzeichnet worden.

Die Rippenquallen sind bisher nur mit neun Taxa vertreten (Tabelle 1). Dies spiegelt die generell geringere Artenzahl dieser Gruppe mit nur ca. 205 weltweit bekannten Arten in Vergleich zu den Nesselquallen mit mehr als 4000 bekannten Arten wider. Die Gattungen *Pleurobrachia* (Seestachelbeeren) und *Beroe* (Seegürtel) stellen Indikatoren für einen Einstrom salzreichen Wassers in die westliche Ostsee dar. Die zwei Arten der Seenüsse – die Brackwasserart *Mertensia ovum* und die invasive marine Art *Mnemiopsis leidyi* – sind hingegen die einzigen Rippenquallen, die sich im Brackwasser fortpflanzen können. Sie unterscheiden sich jedoch deutlich in ihrer Salzgehaltstoleranz. Während *Mertensia* in der zentralen Ostsee weit verbreitet ist (Lehtiniemi et al. 2013), beschränkt sich *Mnemiopsis* auf die südwestliche Ostsee (Jaspers et al. 2011). Auch die Klasse der Scyphozoa (Schirmquallen) innerhalb der Nesselquallen sind mit nur wenigen, aber charakteristischen Arten, wie zum Beispiel der autochthonen Ohrenqualle (*Aurelia aurita*) oder der gelben Nesselqualle (*Cyanea capillata*), vertreten. Den größten Anteil am in der Ostsee beobachtetem gelatinösen Zooplankton stellen jedoch mit 49 Taxa die generell kleineren Hydrozoa (Tabelle 1). Häufig beobachtete Arten sind hier zum Beispiel *Stauridiosarsia gemmifera, Clytia hemisphaerica*, *Rathkea octopunctata* oder *Euphysa aurata*.

Tabelle 1: Liste der in der Ostsee aufgetretenen Taxa der Cnidaria und Ctenophora (Kattegat bis Bottnischer Meeresbusen). Quelle: Internationales Monitoring (ICES DOME, Zugriff Okt. 2025) und publizierte Literaturdaten.

Gruppe	Taxon	Autorität	Rang	Aphia ID
Ctenophora	Ctenophora	Eschscholtz, 1825	Phylum	1248
	Lobata	Eschscholtz, 1825	Ordnung	1258
	Pleurobrachia	Fleming, 1822	Gattung	106346
	Pleurobrachia pileus	O.F. Müller, 1776	Art	106386
	Beroe	O.F. Müller, 1776	Gattung	1434803
	Beroe gracilis	Künne, 1939	Art	106361
	Beroe cucumis	Fabricius, 1780	Art	106358
	Mertensia ovum	Fabricius, 1780	Art	106377
	Mnemiopsis leidyi	A. Agassiz, 1865	Art	106401
Cnidaria	Scyphozoa	Goette, 1887	Klasse	135220
	Cyanea	Péron & Lesueur, 1810	Gattung	135259
	Cyanea capillata	Linnaeus, 1758	Art	135301
	Cyanea lamarckii	Péron & Lesueur, 1810	Art	135302
	Aurelia aurita	Linnaeus, 1758	Art	135306
	Anthozoa	Ehrenberg, 1834	Klasse	1292
	Cerianthidae	Edwards & Haime, 1851	Familie	100684
	Hydrozoa	Owen, 1843	Klasse	1337
	Hydroidolina	Collins, 2000	Subklasse	19494
	Siphonophorae	Eschscholtz, 1829	Ordnung	1371
	Muggiaea	Busch, 1851	Gattung	135366
	Muggiaea atlantica	Cunningham, 1892	Art	135441
	Agalmatidae	Brandt, 1835	Familie	135344
	Actinulida	Swedmark & Teissier, 1959	Ordnung	22755
	Aglantha	Haeckel, 1879	Gattung	117212
	Aglantha digitale	O.F. Müller, 1776	Art	117849
	Anthoathecata	Cornelius, 1992	Ordnung	13551
	Sarsia	Lesson, 1843	Gattung	117070
	Sarsia tubulosa	M. Sars, 1835	Art	117491
	Stauridiosarsia gemmifera	Forbes, 1848	Art	565161
	Stauridiosarsia producta	Wright, 1858	Art	565161
	Bougainvillia	Lesson, 1830	Gattung	117015
	Bougainvillia muscus	Allman, 1863	Art	117328
	Bougainvillia principis	Steenstrup, 1850	Art	117329
	Bougainvillia britannica	Forbes, 1841	Art	117321
	Corymorpha	M. Sars, 1835	Gattung	117059
	Corymorpha nutans	M. Sars, 1835	Art	117452
	Rathkea	Brandt, 1837	Gattung	117211
	Rathkea octopunctata	M. Sars, 1835	Art	117848
	Leuckartiara	Hartlaub, 1914	Gattung	117183
	Leuckartiara octona	Fleming, 1823	Art	117791
	Lizzia blondina	Forbes, 1848	Art	117345
	Euphysa aurata	Forbes, 1848	Art	117561
	Euphysa tentaculata	Linko, 1905	Art	117564
	Ectopleura dumortierii	Van Beneden, 1844	Art	117982
	Codonium proliferum	Forbes, 1848	Art	565154
	Zanclea costata	Gegenbaur, 1857	Art	117998
	Leptothecata	Cornelius, 1992	Ordnung	13552
	Tiaropsis	Agassiz, 1849	Gattung	117252
	Tiaropsis multicirrata	M. Sars, 1835	Art	117978
	Eutonina indicans	Romanes, 1876	Art	117517

Tabelle 1: Fortsetzung.

Gruppe	Taxon	Autorität	Rang	Aphia ID
Cnidaria	Obelia	Péron & Lesueur, 1810	Gattung	117034
	Obelia geniculata	Linnaeus, 1758	Art	117388
	Eucheilota maculata	Hartlaub, 1894	Art	117535
	Blackfordia virginica	Mayer, 1910	Art	117313
	Helgicirrha cari	Haeckel, 1864	Art	117521
	Eutima	McCrady, 1859	Gattung	117082
	Eutima gracilis	Forbes & Goodsir, 1853	Art	117515
	Phialella quadrata	Forbes, 1848	Art	117804
	Clytia	Lamouroux, 1812	Gattung	117030
	Clytia hemisphaerica	Linnaeus, 1767	Art	117368
	Eirene viridula	Péron & Lesueur, 1810	Art	117512

2.2 Taxa des gelatinösen Zooplanktons in der westlichen Ostsee

Für die Analyse des in der westlichen Ostsee auftretenden Artenspektrums wurden vorhandene Daten des IOW-Ostsee-Monitorings, Daten eines Fehmarn-Belt-Projektes (Femern A/S 2011) und die bis einschließlich 11/2025 veröffentlichter Literatur herangezogen. Die Qualität dieser Daten variiert deutlich. Die IOW-Monitoring-Daten stammen aus den Jahren 1998 – 2025 und decken damit einen langen Zeitraum ab. Dabei ist das Monitoring jedoch nicht auf Quallen, sondern auf die Erfassung des generell kleineren Mesozooplankton ausgerichtet. Hierfür werden grundsätzliche feinere Maschenweiten und Netze mit kleinerem Fangvolumen eingesetzt als dies zur quantitativen Erfassung des gelatinösen Zooplanktons notwendig ist. Die Proben werden vor der Auswertung in Formalin fixiert, welches eine Identifikation der Arten erschwert. Deshalb werden meist höhere taxonomische Einheiten erfasst. Zudem weist das Monitoring durch die Fokussierung auf fünf verschiedene Zeitpunkte innerhalb eines Jahres eine beschränkte saisonale Auflösung auf. Der Fehmarn-Belt Datensatz ist mit einer mindestens monatlichen Probennahme hingegen durch eine sehr hohe zeitliche Auflösung gekennzeichnet. Diese Daten beziehen sich jedoch nur auf ein eingeschränktes Artenspektrum der Schirm- und Rippenquallen (Scyphozoa, Ctenophora), die über einen relativ kurzen Zeitraum (2009 – 2011) erfasst wurden. Zusätzlich zu diesen IOW-Datensätzen wurde eine Literaturrecherche durchgeführt, welche Veröffentlichungen bis November 2025 berücksichtigt. Diese veröffentlichten Daten sind ebenfalls vergleichsweise selektiv bezüglich des Artspektrum. Oft konzentrierten sich die vorhandenen Studien nur auf bestimmte, häufige und bekannte Arten wie zum Beispiel *A. aurita* und *C. capillata*. Andere Studien erfassten gezielt nicht-einheimische Arten, wie *M. leidyi* und *B. virginica.* Das gesamte Artspektrum der gelatinösen Taxa ist deshalb in diesen Studien nicht abgebildet.

Unter Berücksichtigung dieser Einschränkungen ergibt sich jedoch ein relativ ähnliches Bild in der Frequenz des Auftretens der verschiedenen Taxa im Monitoring der westlichen Ostsee verglichen mit den weiteren Datensätzen. In dem alle Daten umfassenden Spektrum wird die Frequenz im Auftreten durch die Art *M. leidyi* dominiert, die fast 50 % aller Beobachtungen darstellt (Abb. 1). Ihr folgen *A. aurita*, *C. capillata* und *R. octopunctata* mit einem Anteil von jeweils 18, 8 und 3 % an den Beobachtungen. *E. aurata, Sarsia tubulosa* und *M. ovum* stellen nur noch zwischen 1 - 3 % aller Beobachtungen. Alle weiteren Taxa wie zum Beispiel die Gattung *Sarsia* sind relativ selten in ihrem Auftreten. Der auf das IOW-Ostsee-Monitoring beschränkte Datensatz ist grundsätzlich mit dieser Häufigkeit der Taxa vergleichbar (Abb. 1). Die häufigsten Taxa stimmen im Wesentlichen überein, variieren jedoch in der Reihenfolge. Rippenquallen (Ctenophora) dominieren mit 35 %, die zugehörige Art *M. leidyi* folgt an dritter Stelle mit knapp 10%. Dies lässt sich durch die erschwerte Artidentifikation

bei fixierten Proben, aber auch durch den gezielten Focus auf invasive Arten in den Feldstudien erklären. Letzteres erklärt auch die erhöhte Frequenz der verschiedenen Taxa der Hydrozoa (*Rathkea*, *Eupyhsa*, *Sarsia*) im Monitoring.

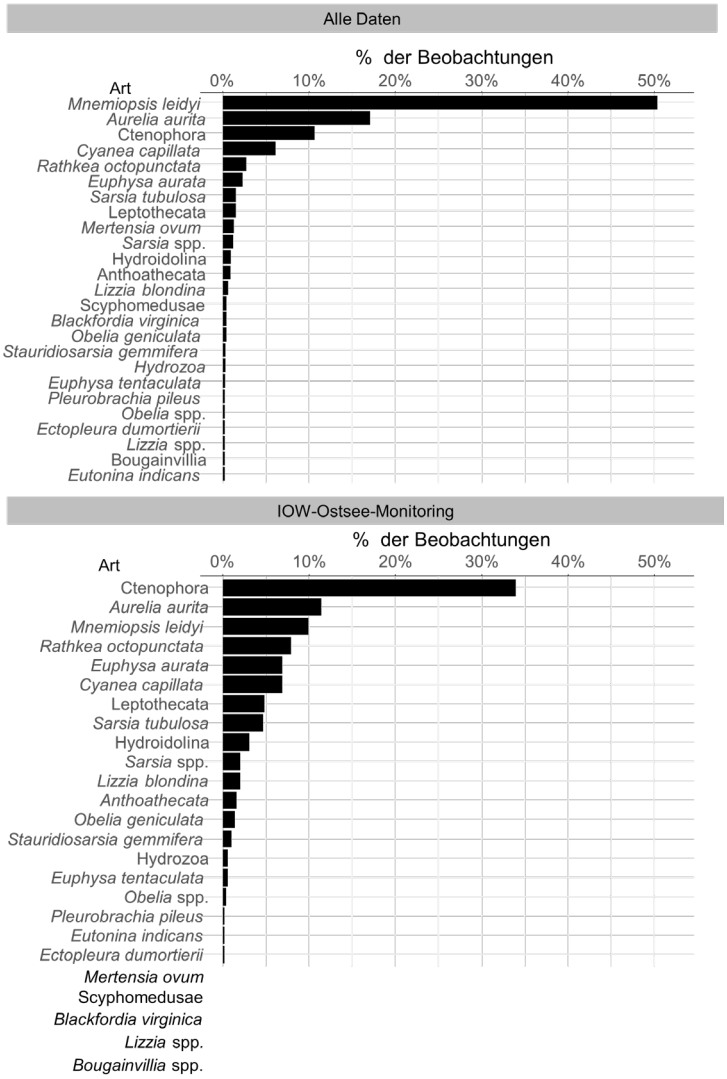


Abb. 1: Relative Häufigkeit der in der westlichen Ostsee beobachteten Taxa des gelatinösen Zooplanktons in verschiedenen Datensätzen. Oben: alle Daten, unten: Daten des IOW-Ostsee-Monitorings.

Insgesamt zeigt sich, dass die artenarme Gruppe der Rippenquallen (Ctenophora) und insbesondere die Art *M. leidyi* die Frequenz der Beobachtungen dominiert. Innerhalb der Nesseltiere (Cnidaria) dominiert die ebenfalls artenarme Gruppe der Schirmquallen (Scyphozoa). Diese Dominanz resultiert wahrscheinlich aus dem generellen Fokus auf große, relativ leicht zu identifizierende oder invasive Quallen. Die tatsächliche Häufigkeit der verschiedenen Taxa ist daher zurzeit ohne ein gezieltes Monitoring nur schlecht abzuschätzen.

In den Gewässern des deutschen Monitorings (AWZ, WRRL), welches die Kieler Bucht, die Mecklenburger Bucht, die Arkonasee und das südliche Bornholmbecken mit der Pommernbucht einschließt, sind bisher 25 Taxa des gelatinösen Zooplankton beobachtet worden (Tabelle 2, Tabelle 3). Dies entspricht ca. 40 % des bekannten Ostsee-weiten Artenspektrums. In allen Seegebiete sind Taxa beider Gruppen, der Rippenquallen (Ctenophora) und Nesselquallen (Cnidaria), vertreten. Die Rippenquallen sind mit insgesamt drei Arten verzeichnet. Innerhalb der Nesselquallen treten zwei

charakteristischen Arten der Scyphozoa (*A. aurita*, *C. capillata*) auf, der Rest der beobachteten Taxa liegt innerhalb der Hydrozoa. In einigen Fällen wurden Tiere nur auf höheren taxonomischen Ebenen bestimmt, jedoch liegen bei 60 % der Taxa artspezifische Informationen vor.

Tabelle 2: Saisonales Auftreten gelatinöser Taxa in der Kieler und Mecklenburger Bucht. Zugrundeliegende Daten sind das IOW-Monitoring (MON), das Fehmarn-Belt-Projekt (FB) und die Literaturrecherche. (1-12: Januar-Dezember).

Taxon	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	Referenz
Kieler Bucht													
Rippenquallen	x			x			x	x		x	x		MON
Mnemiopsis leidyi	x	x		x	x	x	x	x	x	x	x	x	MON, FB, 3, 5
Scyphomedusae						x	x	x	x				5
Cyanea capillata				x	x	x	x	x	x				FB, MON, 3
Aurelia aurita		x	x	x	x	x	x	x	x	x	x		MON, FB, 1-3
Hydrozoa				x									MON
Hydroidolina											x		MON
Anthoathecata				x									FB, MON
Sarsia spp.			x	x	x		x						MON, FB
Sarsia tubulosa			x	x	x			x			x		MON
Stauridiosarsia gemmifera								x					MON
Bougainvillia				x									FB
Rathkea octopunctata		x	x	x				x			x		MON, FB
Lizzia blondina								x			x		MON
Euphysa aurata		x		x				x					MON, FB
Euphysa tentaculata				x	x								FB, MON
Leptothecata							x	x					MON
Obelia spp.											x		MON
Obelia geniculata								x			x		MON
Blackfordia virginica				x		x	x	x	x	x			4
Mecklenburger Bucht													
Ctenophora	x	x	x	x	x		x	x		x	x		MON, FB
Pleurobrachia pileus											x	x	MON, FB
Mnemiopsis leidyi	x	x	x	x	x		x	x	x	x	x	x	MON, FB, 3, 6
Cyanea capillata			x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	MON, FB
Aurelia aurita	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	FB, MON, 3
Hydrozoa				x									FB, MON
Hydroidolina	x	x	x		x		x				x		MON
Anthoathecata			x	x	x								FB, MON
Sarsia spp.			x	x			x						FB, MON
Sarsia tubulosa			x	x	x		x	x					MON, FB
Stauridiosarsia gemmifera							x	x					MON
Rathkea octopunctata		x	x	x	x		x	x			x		MON, FB
Lizzia blondina							x	x					MON
Lizzia spp.			x										FB
Euphysa aurata		x	x	x	x		x	x		x	x		MON, FB
Euphysa tentaculata							x						MON
Ectopleura dumortierii			x										FB, MON
Leptothecata			x	x			x	x			x		MON
Eutonina indicans				x									MON
Obelia spp.					x								MON
Obelia geniculata				x	x			x					MON

1 Stenvers et al. 2020; 2 Schneider & Behrends 1994; 3 Jaspers et al. 2025; 4 Jaspers et al. 2018; 5 Javidpour et al. 2009, 6 Viitasalo et al. 2008, 7 Barz et al. 2006; 8 Jaspers et al. 2013; 9 Barz & Hirche 2005; 10 Lehtiniemi et al. 2013; FB Middelboe et al. 2011

Tabelle 3: Saisonales Auftreten gelatinöser Taxa in der Arkonasee und dem Bornholmbecken. Zugrundeliegende Daten sind das IOW-Monitoring (MON), das Fehmarn-Belt-Projekt (FB) und die Literaturrecherche. (1-12: Januar-Dezember).

Arkonasee													
Ctenophora	x	x	x	x	x			x		x	x		MON
Mnemiopsis leidyi								x	x	x	x	x	FB, 3
Cyanea capillata					x	x	x	x					FB
Aurelia aurita		x	x		x	x	x	x	x	x	x	x	FB, MON, 3
Anthoathecata								x					FB
Sarsia spp.								x					FB
Rathkea octopunctata											x		MON
Euphysa aurata											x		MON
Bornholmbecken													
Ctenophora		x	x		x						x		MON
Mertensia ovum		x		x		x					x		10
Mnemiopsis leidyi		x	x						x	x			MON, 3, 8
Cyanea capillata					x	x	x	x	x				MON, 3, 7, 9
Aurelia aurita		x	x		x	x	x	x	x	x	x		MON, 3, 7, 9
Hydroidolina	x	x	x		x								MON
Rathkea octopunctata								x					MON
Leptothecata		X	X		X								MON

1 Stenvers et al. 2020; 2 Schneider & Behrends 1994; 3 Jaspers et al. 2025; 4 Jaspers et al. 2018; 5 Javidpour et al. 2009, 6 Viitasalo et al. 2008, 7 Barz et al. 2006; 8 Jaspers et al. 2013; 9 Barz & Hirche 2005; 10 Lehtiniemi et al. 2013; FB Middelboe et al. 2011

Betrachtet man das Auftreten verschiedener Taxa des gelatinösen Zooplanktons in den einzelnen Gebieten der westlichen Ostsee zeigt sich ein ausgeprägter Diversitätsgradient von der Belt See in das Baltikum (vgl. Tabelle 2 und Tabelle 3). Mit 20-21 Taxa treten in den westlicheren Gebieten mehr als doppelt so viele Taxa auf wie in der Arkonasee und dem Bornholmbecken beobachtet werden (8 Taxa). Dies zeigt sich auch in der Shannon-Diversität über alle Jahre (ausgenommen Jahre mit weniger als zwei Datenpunkten), welche mit 0,6 am höchsten in der Mecklenburger Bucht ist – gefolgt von der Kieler Bucht (0,3). Die beiden östlicheren Gebiete haben eine niedrigere Diversität von rund 0,1 (Arkonasee, Bornholmbecken). Dies unterstreicht die Rolle des Transports von Organismen mit Meeresströmungen und die Bedeutung der Konnektivität zwischen der Belt See und der Nordsee über das Kattegat/Skagerrak für die Biodiversität der Ostsee.

Generell weisen die Rippenquallen und die Schirmquallen aus der Gruppe der Nesselquallen eine weite Verbreitung in der Ostsee auf. Rippenquallen, hauptsächlich vertreten durch die Art *M.,* wurden in allen vier Gebieten gefunden (Tabelle 2, Tabelle 3). Andere Arten dieser Gruppe traten nur in einzelnen Gebieten auf, wie zum Beispiel die Seestachelbeere (*Pleurobrachia pileus*) in der Mecklenburger Bucht oder die Seenuss *(Mertensia ovum*) im Bornholmbecken. Trotzdem ist letztere eine relativ häufig beobachtete Art (Abb. 1). Nesselquallen (Scyphozoa) sind hauptsächlich durch *A. aurita* und *C. capillata* repräsentiert. Beide Arten wurden in allen vier Gebieten erfasst. Taxa der Klasse Hydrozoa sind ebenfalls in allen Becken präsent. Im Gegensatz zu diesen Gruppen geht der Rückgang der Diversität auf eine starke Abnahme der Hydrozoa im Übergang von der Belt See in das Baltikum zurück. Allein *R. octopunctata* ist von der Kieler Bucht bis in das Bornholmbecken verbreitet.

2.3 Saisonale Variation in der Abundanz ausgewählter Taxa in der westlichen Ostsee

Zur Analyse der saisonalen Variation in der Abundanz der gelatinösen Taxa wurden die Daten als monatlichen Mittelwerten zusammengefasst (Individuen (Ind.) m^{-3} > 0). In der Darstellung der Ergebnisse wurden zusätzlich auch ein dokumentiertes Fehlen der Taxa (Ind. m^{-3} = 0) aufgenommen,

um eine bestätigte Abwesenheit der Taxa zu verdeutlichen. Aufgrund der unterschiedlichen Datenqualität (Frequenz, Zeitraum, Fokus auf Schlüsselarten) sind in den Abbildungen die Datenpunkte farblich nach ihrer Quelle getrennt (Monitoring, Fehmarn Belt, Literatur), werden aber im Text nicht getrennt analysiert.

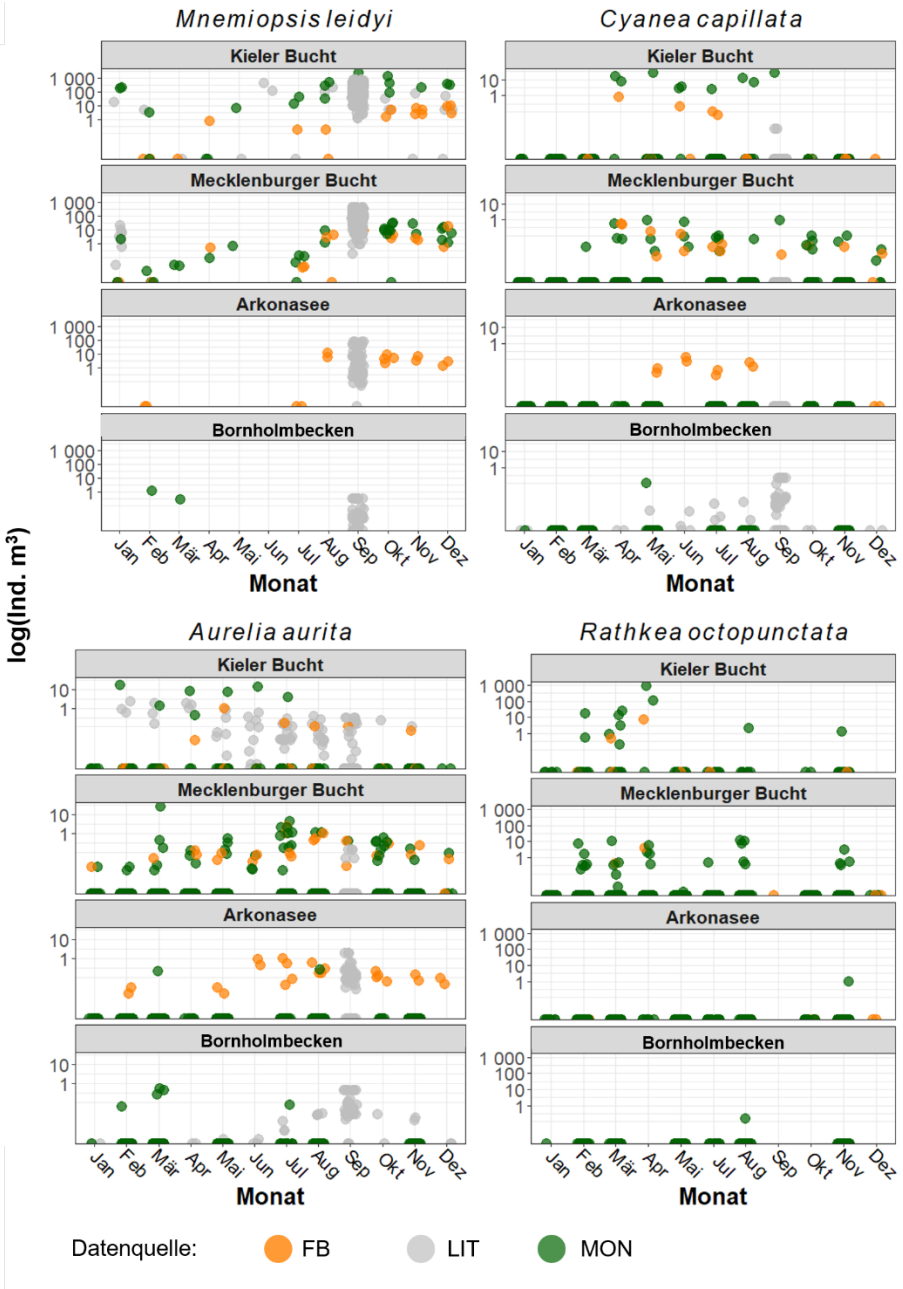


Abb. 2: Saisonale Variation der Abundanz von Mnemiopsis leidyi, Cyanea capillata, Aurelia aurita und Rathkea octopuntata (Ind. m^{-3}) in den verschiedenen Gebieten der westlichen Ostsee. Unterschiedliche Farben repräsentieren die Quelle des Datensatzes: FB = Fehmarn-Belt Datensatz, LIT = Literatur, MON = IOW-Ostsee-Monitoring. Ind = Individuen.

Rippenquallen (Ctenophora) sind das bei weitem am häufigsten beobachtete Taxon in der westlichen Ostsee, insbesondere die invasive Art *M. leidyi*. Die Abundanz der Art nimmt von der Kieler Bucht bis in das Bornholmbecken kontinuierlich ab (Abb. 2). In der Kieler Bucht und Mecklenburger Bucht tritt diese Art während des gesamten Jahres auf (0-2600 Ind. m^3). Die maximale Konzentration wird in

beiden Gebieten während des Sommers im September beobachtet. Im Gegensatz hierzu scheint sich das Vorkommen von *Mnemiopsis leidyi* in der Arkonasee und dem Bornholmbecken hauptsächlich auf die zweite Jahreshälfte zu beschränken. Die maximalen Konzentrationen sind zudem deutlich reduziert (0 - 72 Ind. m^3). Das Auftreten von *Me. ovum* beschränkt auf das Bornholmbecken (Abb. 3). Hier wird die Art hauptsächlich im Frühjahr und im Herbst beobachtet. Die maximale Konzentration von 86 Ind. m^3 trat im April auf. Eine weitere Rippenqualle ist *P. pileus* (ohne Abb.) Die Art ist relativ unbedeutend und wurde nur in der Mecklenburger Bucht in den Monaten November und Dezember gefunden (0 bis 0,6 Ind. m^3).

Wie *M. leidyi* treten die Ohrenqualle (*Aurelia aurita*) und die gelbe Nesselqualle (*Cyanea capillata*) das ganze Jahr über auf (Abb. 2). Auffällig ist vor allem das breite saisonale Vorkommen in der Mecklenburger Bucht. Bei beiden Arten zeigt sich kein spezifisches zeitliches Maximum, ihre Abundanz ist über die Sommermonate von Mai bis September etwas höher. In der Arkonasee und im Bornholmbecken erscheint sich das Vorkommen von *C. capillata* vor allem auf das Frühjahr und den Sommer zu beschränken, während *A. aurita* ganzjährig beobachtet wird. Die den Schirmquallen (Scyphozoa) zugehörigen Arten treten in einer Abundanz von 0 - 28 Ind. m^3 auf und sind damit deutlich seltener als *M. leidyi*.

Die Hydrozoa und zugehörige Taxa treten saisonal breit verteilt, aber hauptsächlich von Februar bis November über das gesamte Jahr auf (Spannweite 0 bis 950 Ind. m^3). Ihr Vorkommen ist zum großen Teil auf die Kieler Bucht und die Mecklenburger Bucht beschränkt (Tabelle 2, Tabelle 3, Abb. 2, Abb. 3). Innerhalb der Ordnung der Anthoathecata (Range 0 – 940 Ind. m^3) ist es auffällig, dass für Juni kein Vorkommen dokumentiert ist. Die häufigste Art dieser Gruppe*, R. octopunctata*, scheint in der Kieler Bucht auf späten Frühling häufiger aufzutreten (max. 940 Ind. m^3 im April), während sie in der Mecklenburger Bucht ganzjährig in vergleichbarer Abundanz auftritt.

Das Vorkommen von *E. aurata* beschränkt sich auf die Mecklenburger Bucht (Abb. 3). In den anderen Gebieten bestehen nur Einzelfunde. In der Mecklenburger Bucht tritt die Art im Frühling, Sommer und Spätherbst häufig auf (max. 200 Ind. m^3). Die Abundanz schwankt stark i den einzelnen Monaten, zudem gibt es auch Monate ohne signifikante Funde.

Auch das Vorkommen von *Sarsia* spp. und *Sarsia tubulosa* beschränkt sich auf die Belt See (Abb. 3). Beide Taxa treten schwerpunktmäßig im Frühjahr und Sommer in der Kieler Bucht und der Mecklenburger Bucht auf. Eine maximale Abundanz findet sich meist im April und Mai während des frühen Sommers mit ca. 60 Ind. m^3. Allerdings sind auch späte Vorkommen wie zum Beispiel von *Sa. tubulosa* im Juli in der Mecklenburger Bucht nicht ungewöhnlich. Ihre Abundanz ist dabei niedriger als *E. aurata*.

Für die Arten der Ordnung der Leptothecata ist das Vorkommen oft zu gering um deutliche Aussagen über ihre Abundanz und ihr saisonales Vorkommen machen zu können. In den östlichsten Becken wie dem Bornholmbecken ist das Vorkommen auf die erste Jahreshälfte beschränkt (Tabelle 3), in der Arkonasee wurde dieses Taxon nicht beobachtet. In den westlichen Gebieten der Belt See (Kieler Bucht und Mecklenburger Bucht) sind Vorkommen des Taxons von April bis Oktober dokumentiert. Hier treten vor allem *Obelia* spp. (0 – 22 Ind. m^3)*, Eutonina indicans* (< 0,1 Ind. m^3) und *B. virginica* (0 - 12 Ind. m^3) auf. Die höchste Abundanz mit wurde für ein nicht näher identifiziertes Taxon gefunden.

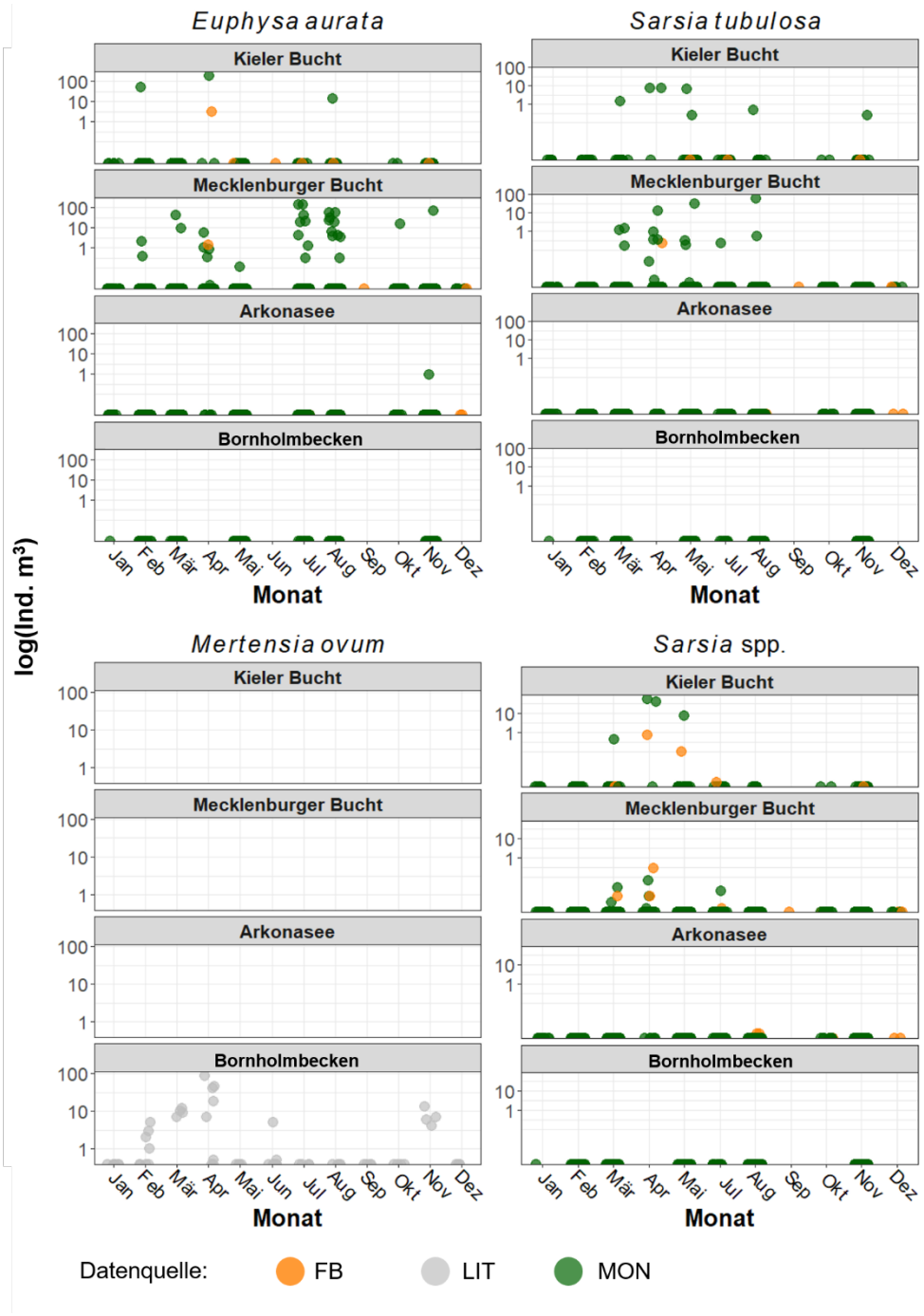


Abb. 3: Saisonale Variation der Abundanz von Euphysa aurata, Sarsia tubulosa, Mertensia ovum und Sarsia spp. (Ind. m-3) in den verschiedenen Gebieten der westlichen Ostsee. Unterschiedliche Farben repräsentieren die Quelle des Datensatzes: FB = Fehmarn-Belt Datensatz, LIT = Literatur, MON = IOW-Ostsee-Monitoring. Ind = Individuen.

2.4 Dekadaler Vergleich der saisonalen Variation in der Abundanz der Taxa in der westlichen Ostsee

Durch den Klimawandel erhöht sich die Wassertemperatur der Gewässer, die Ostsee stellt dabei global ein sich am schnellsten erwärmendes Gewässer dar (Reusch et al. 2018). Im Mittel war die Wassertemperatur daher die Jahre bis einschließlich 2011 kühler (Dutz, unpubl.). Um zu testen, ob die

Erwärmung einen Einfluss auf das saisonale Vorkommen haben kann wurden diese für 2011 vorausgehende und nachfolgende Perioden getrennt analysiert. Diese Analyse beschränkt sich auf häufige Taxa.

Bei den Rippenquallen deutet sich eine leichter Trend zu einer erhöhten Abundanz während des Frühjahres in der Mecklenburger Bucht und Arkonasee an (Abb. 4). Für *M. leidyi* ist die Datenlage unzureichend, da die meisten Daten nach 2011 erhoben wurden und sich stark auf den Sommer konzentrieren. Bei den Nesselquallen zeigt sich eine zeitliche Ausweitung des Vorkommens über das Jahr, insbesondere in den Frühling (Abb. 4). Dies deutet sich vor allem in den westlichen Gebieten der Belt See an und wahrscheinlich auf *A. aurita* und *R. octupunctata* zurückzuführen. Absolute Aussagen über mögliche Änderung in den zeitlichen Vorkommen können allerdings nur mit Hilfe eines Monitorings, das das Vorkommen des gelatinösen Zooplanktons systematisch erfasst getroffen werden.

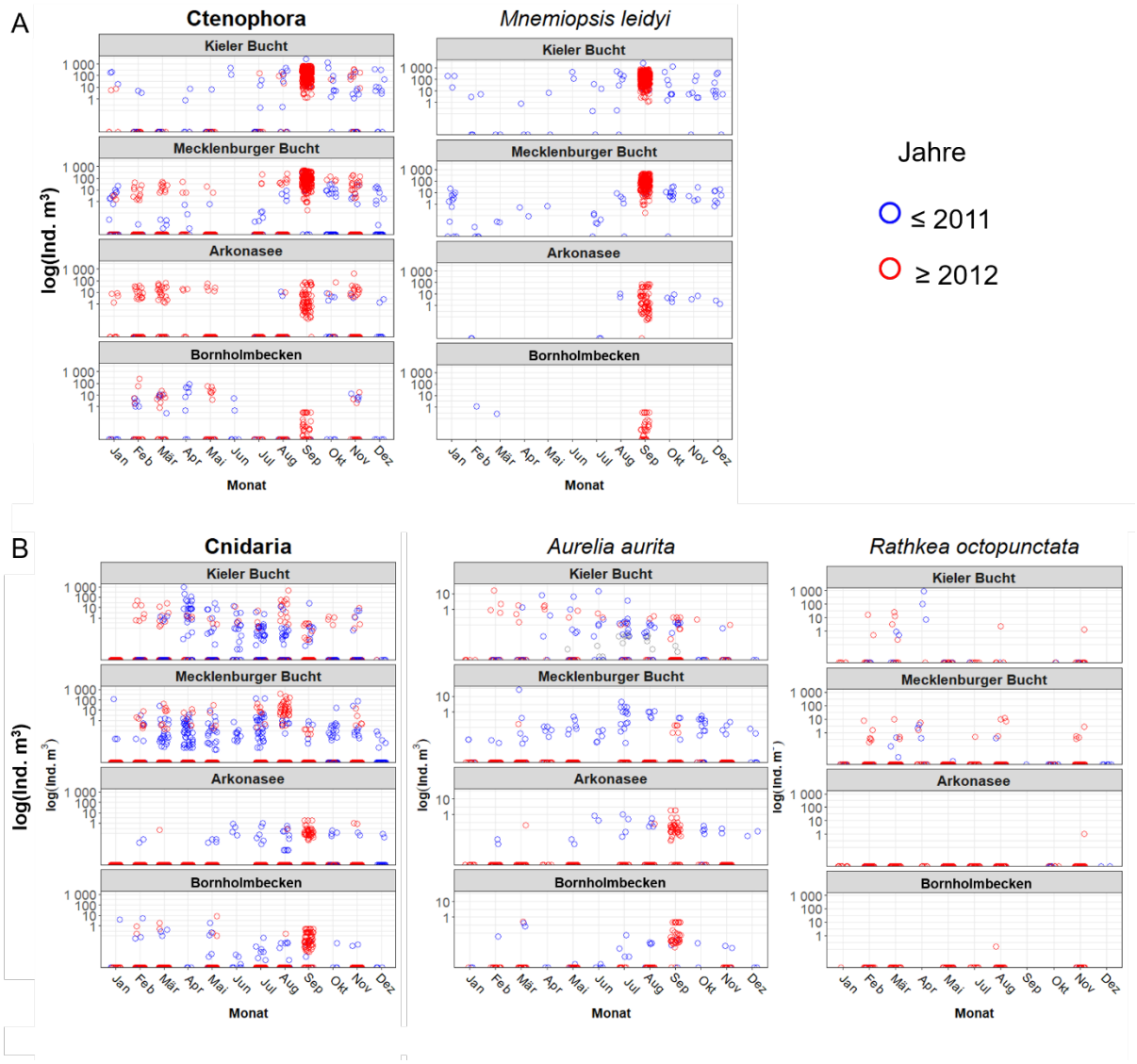


Abb. 4: Saisonale Abundanz der generellen Phyla an gelatinösem Zooplankton (A Ctenophora, B Cnidaria) sowie von drei ausgewählten Arten während Perioden kalter (bis 2011) und warmer Jahre (ab 2012). Ind = Individuen.

3 Methoden der Erfassung gelatinösen Zooplanktons

Über die zeitliche und räumliche Verteilung, Abundanz und Biomasse gelatinösen Zoolanktons in der Ostsee und weltweit fehlen weitgehend quantitative systematische Daten. Aufgrund ihrer Fragilität, ihrer ungleichmäßigen Verteilung im Habitat und ihres breiten Größenspektrums stellt die quantitative Beprobung von gelatinösem Makrozooplankton besondere Anforderungen an die Probennahmemethodik. Grundsätzlich erfordern alle Probenahmemethoden den Einsatz von Schiffen und die Möglichkeit große Wassermengen quantitativ zu beproben. Die Entwicklungsstadien vieler Quallen und Rippenquallen umfassen einen breiten Größenbereich vom Mesozooplankton (> 200 µm) bis zum Makrozooplankton (< 20 cm), die Individuen sind extrem fragil und können bei herkömmlichen Planktonnetzfängen beschädigt oder zerstört werden. Für eine bestmögliche Identifizierung der Taxa müssen alle Proben unmittelbar nach dem Fang lebend analysiert werden, da Quallen aufgrund ihres hohen Wassergehaltes herkömmlichen Konservierungsmethoden, die auf dem Austausch von Wasser mit dem Fixativ beruhen, nicht standhalten. Aufgrund der ungleichmäßigen, wind- und strömungsabhängigen Verteilung von gelatinösem Zooplankton sowie dem saisonalen Auftreten sind zuverlässige Aussagen über die Verbreitung und Abundanz nur durch eine räumlich und zeitlich hochaufgelöste Beprobung möglich.

Neben klassischen Netzfangmethoden werden im Folgenden optische, hydrakustische und molekularbiologische Monitoringansätze beschrieben und ihre Vor- und Nachteile aufgezeigt.

3.1 Einsatz von Planktonnetzen

Die am häufigsten eingesetzte Methode zum Analysieren des Vorkommens von gelatinösem Zooplankton sind Netzbeprobungen, die von Schiffen aus stattfinden. Planktonnetze können den Wasserkörper vertikal beproben oder horizontal geschleppt werden. Sie können je nach Netz für die Filtration unterschiedlich großer Wasservolumina geeignet sein und sie können mit verschiedenen Maschenweiten zum Fangen unterschiedlicher Größenfraktionen ausgestattet sein. Aufgrund der Vielzahl der eingesetzten Netztypen, Fangarten und Methoden der Analyse des Fanges sind die in der Literatur beschriebenen Angaben zur Diversität und Abundanz gelatinösen Zooplanktons schwer miteinander vergleichbar (Hosia et al. 2017, Jaspers et al. 2025). Grundsätzlich sind der geeignete Netztyp und die Art des Einsatzes abhängig von der Zielstellung der Probenahme. Bei der Probenahme sind 3 Hauptpunkte zu berücksichtigen: 1) ausreichend große Wasservolumina müssen filtriert werden, um die Abundanz der jeweiligen Zielorganismen (Art und Größenklasse) quantitativ zu erfassen, 2) die fragilen Quallen können in den Netzen beschädigt werden und 3) eine ausreichende räumliche Auflösung der Probenahme ist notwendig, um die ungleichmäßige Verteilung der Quallen im Habitat zu berücksichtigen (‚Patchniness'). Eine Zusammenfassung der Vor- und Nachteile der Netzprobenahme mit verschiedenen Planktonnetzen findet sich in Tabelle 4.

Das standardmäßig für die **vertikale** Probenahme des Mesozooplanktons eingesetzte WP2-Netz (Ø 57 cm, Netzöffnung 2550 cm², Gewicht 28 kg, Länge Netzbeutel 270 cm, HELCOM 2021), ist für die Analyse der Abundanz von gelatinösem Zooplankton nur bedingt geeignet. WP2-Netze können mit verschiedenen Maschenweiten ausgestattet werden (Standard Mesozooplankton Ostsee 100 µm). Mittels Schließmechanismus können distinkte Tiefenhorizonte beprobt werden. Das filtrierte Wasservolumen wird mittels Durchflussmessgerät oder entsprechend der Netzöffnung und Tiefe des Einsatzes berechnet. Aufgrund der geringen Wassermenge, die mit WP2-Netzen filtriert wird, sind diese Netze quantitativ jedoch nur für kleine Arten des gelatinösen Zooplanktons (< 20 mm), die in hoher Abundanz auftreten, geeignet. Dazu zählen Hydromedusen, kleine Arten oder juvenile Entwicklungsstadien von Ctenphoren und Ephyren von Scyphomedusen, sofern diese Taxa mit hoher

Abundanz auftreten (Lehtiniemi et al. 2013). Größere Arten und Organismen (> 20 mm) und unregelmäßig verteilte Arten werden aufgrund der geringen Wasserfiltrationsvolumina in WP2-Netzen eher zufällig gefangen und die so gewonnenen Daten sind nicht quantitativ, sondern nur für eine Präsenz/Absenz Analyse geeignet (Jaspers et al. 2025). Dazu zählen adulte Ctenophoren und Scyphomedusen. Um Taxa dieser Größenfraktion mittels Vertikalbeprobung quantitativ zu erfassen, müsste ein Netz mit größerem Durchmesser und damit größerem Filtrationsvolumen eingesetzt werden, wie z.B. das WP3-Netz, welches auch mit einem Schließmechanismus zur Beprobung ausgewählter Tiefenschichten ausgestattet sein kann (Ø 113 cm, Netzöffnung 10000 cm², Gewicht 34 kg, Länge Netzbeutel 300 cm; Vansteenbrugge et al. 2015).

Horizontal geschleppte Netze bieten die Möglichkeit größere Wasservolumina zu filtrieren und eine größere räumliche Abdeckung durch Transektbeprobung zu gewährleisten. Ein Standardgerät für das Erfassen von Ichthyoplankton (z.B. Fey and Szkudlarek-Pawełczyk 2022) und gelatinösem Zooplankton (z.B. Gusmão et al. 2015) ist das Bongo-Netz (2x Ø 60 cm, Netzöffnung 2x 2827 cm², Gewicht 20 kg, Länge Netzbeutel 250 cm). Für den erforderlichen Abtrieb und die Stabilisierung des horizontal geschleppten Netzes wird ein V-Fin Scherkörper (22 kg) eingesetzt. Das filtrierte Wasservolumen muss mittels Durchflussmessgerät berechnet werden. Bongo-Netze können mit verschiedenen Maschenweiten ausgestattet werden (100 - 700 µm) und sind für das Erfassen von gelatinösem Zooplankton in Abhängigkeit der zu beprobenden Zielorganismen geeignet (Barz & Hirche 2005, Gusmão et al. 2015, Lüskow et al. 2023, Jaspers et al. 2025). Ein Vergleich zwischen parallel eingesetzten Maschenweiten von 500 µm und 335 µm zeigte für die Fängigkeit von *Aurelia aurita* im Bornholmbecken keine signifikanten Unterschiede (Barz & Hirche 2005). Insbesondere in flachen Küstengewässern und wenn die Vertikalverteilung der gelatinösen Planktonorganismen nicht untersucht werden soll, sondern nur das Oberflächenwasser, ist das Bongonetz, auch für den Einsatz von kleineren Schiffen aus, ein praktikables Fanggerät. Soll der Wasserkörper vom Meeresboden bis zur Oberfläche untersucht werden, muss zur Vermeidung eines Bodenkontaktes das Netz mit einem Drucksensor ausgestattet sein, der mittels Einleiterkabel (zusätzliche Winde an Deck) während des Schleppens kontrolliert werden kann.

Für den Fang gelatinösen Zooplanktons in bestimmten abgegrenzten Tiefenstufen, z.B. um die Abundanz, Größenverteilung und Diversität in Abhängigkeit der geschichteten Wasserkörper zu analysieren, ist der horizontale Einsatz eines Multischließnetzes (z.B. Multischließnetz mittlerer Größe, Netzöffnung 50 cm x 50 cm, 5x 2500 cm², Gewicht 100 kg + 50 kg Bechergestell, Länge Netzbeutel 250 cm) die geeignetste Methode. Während eines Schleppvorganges werden 5 Netze nacheinander eingesetzt. Sie können in den gewünschten Tiefenstufen undulierend geschleppt werden, was eine hohe Effektivität und Vergleichbarkeit des Fanges gewährleistet. Durch den integrierten Drucksensor wird die Einsatztiefe kontinuierlich überwacht und im onlinebetrieb über die Deckseinheit gesteuert. Zwei elektronische Flowmeter zeigen den Wasserdurchfluss innerhalb und außerhalb des Netzes kontinuierlich an, ein mögliches Zusetzen des Netzes, z.B. bei großen Quallenvorkommen, wird somit erkannt. Das Filtrationsvolumen wird während des Schleppvorganges ebenfalls angezeigt und jedes Netz kann jederzeit bei Erreichen des Zielvolumens geschlossen werden. Für die Kommunikation zum Netz ist ein Einleiterkabel zur Deckseinheit erforderlich. Bestückt man das Netzgestell mit unterschiedlichen Maschenweiten können unterschiedliche Größenfraktionen des Planktons gefangen werden. Das Netz wurde erfolgreich zum Analysieren der Abundanz von Ctenophora (Augustin & Kube 2010, Jaspers et al. 2013, Jaspers et al. 2025) und Scyphozoa (Augustin & Kube 2010, Jaspers et al. 2025) in der Ostsee eingesetzt.

Tabelle 4: Vor- und Nachteile des Einsatzes von Planktonnetzen zum Fangen von gelatinösem Zooplankton

Planktonnetze		
Netztyp	Vorteile	Nachteile
WP2 (vertikal)	quantitative Erfassung kleiner (< 20 mm) und mit hoher Abundanz auftretender Organismen; Information über Taxonomie, Abundanz, Größenklassen-Verteilung; Beprobung der Vertikalverteilung der Organismen möglich	Beprobung kleiner Wasservolumina (< 10 m³), daher nicht geeignet für die quantitative Erfassung größerer Organismen (> 20 mm) und Arten mit geringer Abundanz; für Einsatz in Wassertiefen < 15 m nicht geeignet
WP3 (vertikal)	quantitative Erfassung kleiner und größerer Organismen durch Beprobung mittlerer Wasservolumina (< 20 m³/Hol); Information über Taxonomie, Abundanz, Größenklassen-Verteilung; Beprobung der Vertikalverteilung der Organismen möglich	für Einsatz in Wassertiefen < 20 m nicht geeignet; großes Netz erfordert geeignete Schiffslogistik
Bongo (horizontal)	quantitative Erfassung kleiner und größerer Organismen durch Beprobung großer Wasservolumina (> 100 m³); Information über Taxonomie, Abundanz, Größenklassen-Verteilung; Einsatz von 2 parallelen Netzen auch unterschiedlicher Maschenweite während eines Hols; für den Einsatz in geringen Wassertiefen (ab 10 m) geeignet	Beprobung der Vertikalverteilung der Organismen nicht möglich; ohne Drucksensor und Einleiterkabel nur Oberflächenbeprobung (ca. 5 m Wassertiefe);
Multischließnetz (horizontal)	quantitative Erfassung kleiner und größerer Organismen durch Beprobung großer Wasservolumina (> 100 m³); Beprobung der gesamten Wassersäule vom Boden bis zur Oberfläche in definierten Tiefen; Information über Taxonomie, Abundanz, Größenklassen-verteilung; Beprobung der Vertikalverteilung der Organismen; Einsatz von 5 aufeinanderfolgenden Netzen (auch unterschiedlicher Maschenweite) während eines Hols	für den Einsatz in geringen Wassertiefen (< 15 m) nicht geeignet; großes Netz erfordert geeignete Schiffslogistik inklusive Einleiterkabelwinde
Best practice: Kombination WP2-Netz mit Bongo- oder Multinetz	quantitative Erfassung des gesamten Größenspektrums und der Vertikalverteilung der Organismen	personeller und schiffslogistischer Aufwand zum Einsatz der Netze und Probenbearbeitung an Bord

Insbesondere die Kombination aus klassischer vertikaler WP2-Netzbeprobung mit kleinen Maschenweiten und dem Einsatz von tiefenspezifischer Multinetzbeprobung mit größerem Filtrationsvolumen und größerer Maschenweite ergibt ein gutes Ergebnis hinsichtlich der Abdeckung verschiedener Größenklassen und Artspektren (Jaspers et al. 2025).

Der Einsatz größerer pelagischer Netze (z.B. IKMT 6 m² Barz & Hirche 2005, Multischließnetz Maxi 0,5 m² Jaspers et al. 2025) wird in der Literatur erwähnt, ist jedoch im Rahmen von Untersuchungen in flacheren Küstengewässern nicht geeignet.

Bei allen Netz-Probenahmen muss unmittelbar nach der Probenahme der Netzfang direkt lebend bestimmt, quantifiziert und gemessen werden. Für die makroskopische Bestimmung und Vermessung der größeren Individuen (> 5 mm) ist der Einsatz eines Unterlichttisches und einer Vorrichtung zum messen (Messschieber, Messleiste) geeignet. Kleinere Individuen (< 5 mm) werden unter dem Binokular bestimmt und mittels Okularmikrometer vermessen.

3.2 Hydroakustische Methoden

Akustische Methoden, die routinemäßig zum Detektieren von Fischschwärmen eingesetzt werden, können auch zur Abschätzung von gelatinösem Zooplankton genutzt werden (Båmstedt et al. 2003, Gröger et al. 2024). Ein Problem akustischer Untersuchungen von gelatinösem Zooplankton besteht darin, dass nur eine sehr geringe Dichtedifferenz zwischen den gelatinösen Planktonorganismen und dem umgebenden Wasser besteht. Außerdem fehlt den meisten Quallen ein akustisch reflektierendes Organ, wie beispielsweise die Schwimmblase eines Fisches. Die zu erwartende Schallstreuung ist daher gering. Zudem können die akustischen Signale der gelatinösen Planktonpopulationen teilweise durch pelagische und demersale Fische überdeckt werden (Alvarez Colombo et al. 2009). Beim Einsatz akustischer Methoden ist eine Validierung durch Netzfänge in diskreten Tiefen zur Artbestimmung, Größenbestimmung und Abundanzabschätzung des gelatinösen Zooplanktons notwendig. Vor- und Nachteile des Einsatzes akustischer Methoden zur Abschätzung des Bestandes an gelatinösem Plankton sind in Tabelle 5 dargestellt.

Zur Beobachtung und Überwachung von Fischbeständen können hydroakustische und optische Methoden kombiniert eingesetzt werden (Gröger et al. 2024). Bei einem solchen gekoppelten Hybridsystem scannen Videokameras das Nahfeld (4 m) als Teilausschnitt eines räumlich größeren, von einem hydrakustischen Gerät gescannten Feldes (50 m). Die Artenzugehörigkeit und morphometrischen Merkmale Organismen werden dabei stereo-optisch im Nahfeld erfasst und klassifiziert, mit akustischen Signalen im mittleren bis fernen Bereich kombiniert und mithilfe eines hybriden Algorithmus auf den gesamten hydroakustisch beschallten Bereich projiziert. Mittels dieser Methode konnte beispielsweise ein abrupter Wechsel von einem durch Clupeiden dominierten Fischbestand zu einer durch gelatinöses Zooplankton dominierten Lebensgemeinschaft in der Kieler Bucht im Sommer/Herbst 2021 nachgewiesen werden (Gröger et al. 2024). Auch diese optisch-hydroakustische Methode müsste allerdings durch Netzfänge in diskreten Tiefen zur Artbestimmung, Größenbestimmung und Abundanzabschätzung des gelatinösen Planktons validiert werden.

Tabelle 5: Vor- und Nachteile des Einsatzes hydroakustischer Methoden zur Detektion von gelatinösem Plankton

Hydroakustische Methoden	
Vorteile	Nachteile
kosteneffizient und großflächig einsetzbar	gelatinöses Plankton reflektiert akustische Signale schlecht; kleine Individuen werden nicht detektiert; Signale können von assoziierten Organismen (z.B. Fisch, Mesozooplankton) überdeckt werden; keine taxonomischen Informationen; von akustischen Messungen abgeleitete Schätzungen der Biomasse und Abundanz sind nur durch Kombination mit anderen Methoden (Netzfänge, optische Methoden) zur Validierung möglich

3.3 Optische Methoden

Auch optische Methoden, wie bildbasierte Quantifizierungssysteme, werden für die *in-situ*-Untersuchung von Quallen getestet (Graham et al. 2003, Suzuki et al. 2016, Mano et al. 2019, Maekakuchi et al. 2020). Videokamerasysteme ermöglichen die Quantifizierung und Artbestimmung von gelatinösen Planktonorganismen ab einer bestimmten Größe in einem bestimmten Raum (Graham et al. 2003). Je nach Konfiguration und Einsatz solcher Systeme (profilierend oder geschleppt) können die Abundanz und die Verteilung der Zielorganismen vertikal oder über große horizontale Distanzen gemessen werden. Als Weiterentwicklung konventioneller video-optischer Methoden sind z.B. TOF-Kamerasysteme gekoppelt mit Laserlichtpulsen (LiDAR) in der Entwicklung (Mariani et al. 2019). Diese Technologie ist geeignet Probleme durch schlechte oder wechselnde Lichtverhältnisse unter Wasser und Trübung zu minimieren.

Unterwasser-Videountersuchungen können Informationen über die Taxonomie, Abundanz und Größenklassenverteilung von gelatinösem Zooplankton erzeugen und stellen damit ein leistungsfähiges Werkzeug zur Untersuchung dieser Organismengruppe dar (Tabelle 6). In Kombination mit herkömmlichen Methoden, wie z.B. gezielten Netzfängen innerhalb optisch detektierter Schwärme, könnte damit ein sehr umfassender Überblick über die Verteilung von Quallen erarbeitet werden. Während durch zusätzliche Netzfänge auch kleinere und durch die Kameratechnik nicht erfasste Organismen analysiert werden können, zeigt z.B. eine Studie von Hosia et al. (2017), dass Netzfänge im Gegensatz zum Kameraeinsatz das Vorkommen von Ctenophora unterschätzen.

Tabelle 6: Vor- und Nachteile des Einsatzes hydroakustischer Methoden zur Detektion von gelatinösem Plankton

Optische Methoden	
Vorteile	Nachteile
Beobachtung großer Wasservolumina; Position und Verhalten der Organismen werden nicht gestört; horizontale und vertikale Verteilung messbar; Information über Taxonomie, Abundanz, Größenklassenverteilung	schlechte oder wechselnde Lichtverhältnisse unter Wasser und Trübung; quantitative Erfassung von Tieren < 2 cm (je nach Kameratechnik) unsicher

3.4 Molekularbiologische Methoden

Die Anwendung molekularbiologischer Methoden für den Nachweis einzelner Arten in einem Habitat oder zur Erfassung der Biodiversität einer Artgemeinschaft geraten zunehmend in den Fokus für den Einsatz im biologischen Monitoring (Bourlat et al. 2013, Havermans et al. 2022).

Ersteres, also der Nachweis einer bestimmten Art in einem Habitat, kann durch DNA-Barcoding oder durch quantitative PCR (qPCR) erfolgen. Die Erfassung mehrerer Arten in einer Probe, bzw. einer Artgemeinschaft, erfolgt durch DNA-Metabarcoding. Die Einsatzmöglichkeiten dieser Methoden sind in Tabelle 7 zusammengefasst. Alle Ansätze setzen die Nutzung geeigneter DNA-Marker voraus und beruhen auf einer erfolgreichen Polymerasekettenreaktion (PCR). Das DNA-Barcoding läuft über folgende Schritte: 1) PCR-Reaktion eines DNA-Fragmentes einer bekannten Organismenart mit geeigneten Primern und Sequenzierung dieses Amplikons, 2) Vorhandensein der Sequenz des Amplikons in einer Referenzdatenbank, 3) Vergleich einer Amplikonsequenz einer unbekannten Probe mit der bekannten Sequenz in der Datenbank. Die qPCR-Methode beruht ebenfalls auf einer erfolgreichen PCR-Reaktion, jedoch wird hierbei nicht die DNA-Sequenz, sondern die Menge an DNA-Amplikons einer einzelnen Art in einer Probe mithilfe der artspezifischen Primer gemessen. Das DNA-Metabarcoding dient der Identifizierung mehrerer Arten in einer gemischten Probe. Diese Methode erfordert geeignete Primer, die für jede potentiell vorkommende Art passen sowie taxonomisch vollständige Referenzbibliotheken mit DNA-Sequenzen dieses spezifischen Amplikons für jede Art. Für das DNA-Metabarcoding können zum einen gezielte Proben der gewünschten Artgemeinschaft verwendet werden (z.B. herkömmliche Zooplankton-Netzproben zum Metabarcoding der Zooplanktongemeinschaft, „bulk-Proben“) oder Umweltproben in denen Umwelt-DNA (eDNA) enthalten ist (z.B. Wasserproben).

Bei gezielten Proben der Artgemeinschaft wird die DNA aus dem Gewebe der Organismen in der Probe extrahiert, um dann mittels passender Primer in der PCR amplifiziert um nachfolgend sequenziert zu werden. Dagegen wird bei der eDNA-Metabarcoding Methode die DNA verwendet, die in einer Umweltprobe (z.B. Wasser) enthalten ist, ohne dass der Organismus selbst in der Probe vorhanden war. Die in der Probe befindliche DNA wurde vielmehr von den Organismen in die Umgebung abgegeben (z.B. Schleim, Zellen und Haut, etc.), oder durch andere Organismen in die Umgebung abgegeben (z.B. Ausscheidungen, Nahrungsreste, anhaftende Gewebereste, etc.) oder vor langer Zeit dort abgelagert, da die DNA im Sediment sehr lange haltbar sein kann. Demzufolge bedeutet ein positiver Nachweis einer Art mittels eDNA-Methode nicht, dass die durch eDNA-Metabarcoding nachgewiesene Art in dem beprobten Habitat vorkommt. Ein positiver Nachweis bedeutet lediglich, dass Bruchstücke der DNA dieser Art in der Umweltprobe enthalten waren.

Unter dieser Prämisse wurde die Metabarcoding eDNA-Methode im Zusammenhang mit der Erfassung von gelatinösem Zooplankton bereits verschiedentlich eingesetzt, jedoch nur sehr selten mit klassischen Methoden verglichen. Eine solche vergleichende Untersuchung des gelatinösen Planktons in einem Fjord in Spitzbergen zeigte, dass von den insgesamt 19 nachgewiesenen Arten 5 Arten sowohl mittels Netzprobenahme als auch mittels eDNA gefunden wurden. Einige Arten wurde ausschließlich in den Netzproben nachgewiesen, einige andere Arten hingegen nur in den eDNA-Proben. Hier ist zu beachten, dass die letzteren Nachweise lediglich die Anwesenheit von Bruchstücken der DNA dieser Arten in den Umweltproben zeigen, nicht jedoch das Vorkommen lebender Vertreter dieser Art zum Zeitpunkt der Probenahme (Murray et al. 2025).

Die Metabarcoding-Methode kann hilfreich sein, wenn in einem bestimmten Lebensraum nach sehr selten auftretenden Arten gesucht werden soll (Johansson et al. 2018, Ames et al. 2021) oder das Vorkommen von invasiven Arten frühzeitig erkannt werden soll (Blackman et al. 2022, Créach et al. 2022). Auch die schnelle Detektion giftiger Medusen zur Entwicklung eines Frühwarnsystems ist mit dieser Methode getestet worden (Ames et al. 2021). Der Metabarcodingansatz mit eDNA wurde für Scyphozoa beispielsweise auch eingesetzt, um die Vertikalverteilung von 3 bekannten Arten in der Bohaisee zu untersuchen (Ye et al. 2024). All diese Studien lassen die Schlussfolgerung zu, dass diese Methode als zusätzliches Tool zu klassischen Fangmethoden eingesetzt werden kann, um zusätzliche Informationen z.B. zur Artidentifikation, zur Identifizierung kryptischer Arten, zur Verteilung der Arten oder dem Auftauchen invasiven Arten zu generieren.

Grundsätzliche Voraussetzungen für jede molekulare Identifizierung einer bestimmten Art oder sogar der Diversität einer Artgemeinschaft sind immer das Vorhandensein artspezifischer Primer für die PCR und für die Sequenzierung sowie einer vollständigen Referenzbibliothek für die amplifizierte und sequenzierte DNA. Die DNA-Marker können mitochondrialen Ursprunges sein, wie die bei marinen Evertebraten sehr häufig verwendeten Sequenzen der Cytochromoxidase I (COI) oder der 16S DNA, oder aus Kern-DNA stammen (z.B. ITS). Bevorzugt werden mitochondriale Marker genutzt, da diese DNA nur maternal vererbt wird und durch Mutationen auch eng miteinander verwandte Arten oder sogar Populationen einer Art voneinander unterschieden werden können.

Ein Einsatz molekularer Methoden für ein Monitoring des gelatinösen Planktons in den deutschen Küstengewässern würde in jedem Falle eine Phase der Methodenentwicklung voraussetzen. Die einzelnen Schritte dieser Methodenentwicklung wären im Groben:

- Entwicklung von geeigneten genetischen Markern aus dem Gewebe morphologisch eindeutig identifizierter Organismen aus dem Zielhabitat ausgehend von bekannten Barcodes (siehe Appendix 2). Nicht für alle der potentiell in der Ostsee vorkommenden Arten liegen Barcodes vor (~ 36 % der Taxa westliche Ostsee, ~ 20 % Gesamtostseetaxa). Auch bei den vorliegenden Markern muss die Anwendbarkeit und Spezifizität für die Erfassung regionaler Zielpopulationen überprüft werden.
- Anlegen einer Vergleichsdatenbank für die geeigneten und validierten Barcodes jeder vorkommenden Art.
- Test der Barcodes und des Auffindens der Sequenzen in der Vergleichsdatenbank mit unbekannten Gewebeproben einzelner Organismen.
- Test der Barcodes und des Auffindens der Sequenzen in der Vergleichsdatenbank mit Gewebe morphologisch eindeutig identifizierter Organismen verschiedener Arten.
- Test der Barcodes und des Auffindens der Sequenzen in der Vergleichsdatenbank mit unbekannten Gewebeproben verschiedener Arten.
- Ständige Erweiterung des Vergleichsdatenbank und Abgleich mit globalen Datenbanken.

Erst nach einer solchen Entwicklungsphase kann ein vergleichendes Monitoring mittels klassischer Fangmethoden und molekularer Methoden starten und parallel stattfinden.

Tabelle 7: Vor- und Nachteile des Einsatzes molekularbiologischer Methoden zum Erfassen von gelatinösem Plankton

Molekularbiologische Methoden		
Methode	Vorteile	Nachteile
DNA-Barcoding	gezielte Bestimmung/Nachweis einer bestimmen Art, Voraussetzung: artspezifische Primer, Einsatz z.B. zum Nachweis invasiver Art	keine quantitative Information über die nachgewiesene Art (Abundanz, Biomasse, Größe, Entwicklungsstadium, etc.)
qPCR	Menge der DNA einer bestimmten Art kann quantifiziert werden, nachdem eine gute Standardkurve erarbeitet wurde, Voraussetzung: artspezifische Primer	Erarbeitung einer quantitativen Standardkurve erfordert das Vorhandensein einer Vielzahl von Organismen jedes evtl. in der Feldprobe vorkommenden Individuums (Größe/Entwicklungsstadium/ Geschlecht)
DNA-Metabarcoding „bulk-Proben“	Nachweis mehrerer Arten in einer Probe in einem PCR bzw. Sequenzierlauf, Voraussetzung: artspezifische Primer die in Mischprobe funktionieren; Arten können in der vorhandenen bulk-Probe morphologisch verifiziert werden	Voraussetzung ist eine komplette Referenzbibliothek der eingesetzten Marker für alle eventuell in der Mischprobe enthaltenen Arten; Netzprobenahme, Fixierung und Unterprobenahme für gelatinöses Plankton aufwendig; keine quantitative Information (Abundanz, Biomasse, Größe, Entwicklungsstadium, etc.)
DNA-Metabarcoding „eDNA“	Wasserprobenahme einfach und kostengünstig; Nachweis mehrerer Arten in einer Probe in einem PCR und Sequenzierlauf, Voraussetzung: artspezifische Primer die in Mischprobe funktionieren; möglicher Nachweis seltener Arten, die durch andere Methoden nicht erfasst wurden	Voraussetzung ist eine komplette Referenzbibliothek der eingesetzten Marker für alle eventuell in der Wasserprobe enthaltenen Arten; keine quantitative Information (Abundanz, Biomasse, Größe, Entwicklungsstadium, etc.); positiver Nachweis einer Art bedeutet nicht, dass diese Art in dem beprobten Habitat zum Zeitpunkt der Probenahme lebend vorkam, sondern lediglich, dass Bruchstücke der DNA dieser Art in der Umweltprobe enthalten waren; negatives Ergebnis bedeutet nicht, dass eine Art im Habitat nicht vorkam; Umweltbedingungen beeinflussen die Degradation der DNA in der Umwelt, und dies auch unterschiedlich für unterschiedliche Arten; Verifizierung des Ergebnisses durch klassische Methoden notwendig

3.5 Probenbearbeitung

Je nach angewendeter Methode zur Erfassung des gelatinösen Planktons müssen die Proben an Bord des Schiffes und im Labor an Land bearbeitet und analysiert werden (Tabelle 8). Lediglich der Einsatz von Planktonnetzen bedarf keiner Entwicklungsphase im Vorfeld des Monitorings, sondern kann sofort eingesetzt werden. Voraussetzungen dafür sind neben dem Vorhandensein der notwendigen Geräte eine taxonomische Expertise der Bearbeiter. Alle anderen möglichen Methoden, auch wenn sie in Kombination mit klassischen Fangmethoden eingesetzt werden, bedürfen einer methodischen Entwicklungsphase.

Tabelle 8: Übersicht über die Probenbearbeitung in Abhängigkeit von der Probenahmemethode an Bord des Schiffes und an Land

Methode	Arbeiten an Bord	Arbeiten im Labor an Land	Voraussetzungen
Planktonnetze	Probenahme mit geeigneten Netzen; Bestimmen der Arten, zählen, messen aller Proben unmittelbar nach der Probenahme mittels Lichttisch, Binokular; ggf. Fixierung der Restproben für spätere Durchsicht im Labor (z.B. Hydromedusen, Ephyren Scyphozoa)	Analyse eventueller Restproben (z.B. Hydromedusen, Ephyren Scyphozoa)	Taxonomische Expertise
Hydroakustische Methoden	Datenaufnahme mit geeignetem Messgerät (z.B. EK80) an den Stationen/Transekten; Vergleichsprobenahme mit Planktonnetzen an ausgewählten Stationen; Bestimmen der Arten, zählen, messen der Vergleichsproben unmittelbar nach der Probenahme mittels Lichttisch, Binokular	Analyse der hydroakustischen Daten	Entwicklung von Analysemethoden für die gewonnenen Daten
Optische Methoden	Datenaufnahme mit geeignetem Messgerät (z.B. Kamera) an den Stationen/Transekten; Vergleichsprobenahme mit Planktonnetzen an ausgewählten Stationen; Bestimmen der Arten, zählen, messen der Vergleichsproben unmittelbar nach der Probenahme mittels Lichttisch, Binokular	Analyse der optischen Daten (z.B. mittels automatisierter Bilderkennung)	Entwicklung von Analysemethoden für die gewonnenen Daten (z.B. automatisierte Bilderkennung)
Molekularbiologische Methoden	Probenahme entsprechend der ausgewählten Methode („bulk Netzprobe“, Wasserprobe); Filtration und Fixierung der Proben für spätere Bearbeitung im Labor an Land	PCR, Sequenzierung, Abgleich mit Referenzdatenbank für die gewonnenen Proben (siehe Kapitel 3.4)	Entwicklung Analysemethoden der gewonnenen Proben (siehe Kapitel 3.4)

3.6 Räumliche Auflösung der Probenahme

Für die Festlegung der zu beprobenden Gebiete ist die Zielsetzung des Monitorings des gelatinösen Planktons entscheidend. Im Rahmen der Umsetzung der Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie (MSRL) werden gem. Art. 8 Abs. 1, 9 Abs. 1, 10 Abs. 1 und insbesondere 11 Abs. 1 die Durchführung eines Zooplankton-Monitorings sowie die Bewertung der Ergebnisse für die Deskriptoren 1 = Biodiversität, 2 = nicht-einheimische Arten, Deskriptor 4 = Nahrungsnetze und Deskriptor 5 = Eutrophierung notwendig. Bislang ist das gelatinöse Plankton, trotz seiner großen Bedeutung für die Deskriptoren D1, D2 und D4, nicht Bestandteil eines systematischen Monitorings.

Das Untersuchungsgebiet der deutschen Ostsee erstreckt sich von der Kieler Bucht/Beltsee im Westen bis in die Arkonasee und Pommersche Bucht im Osten. Die äußeren Küstengewässer sind maßgeblich durch einen Salzgehaltsgradienten von West nach Ost, Einstromereignisse von salzreichem Nordseewasser durch die Beltsee und einem in Abhängigkeit von den hydrographischen und meteorologischen Bedingungen vertikal geschichteten Wasserkörper charakterisiert. Die flachen inneren Küstengewässer sind durch Süßwasserzuflüsse, Nährstofffrachten und hohe Primärproduktion stärker terrestrisch beeinflusst. Die dynamische Hydrographie der westlichen Ostsee ist bei der räumlichen Gestaltung eines biologischen Monitorings von entscheidender Bedeutung. Denn der sich abschwächende marine Einfluss entlang des Salzgehaltsgradienten von der Belt See in die zentrale Ostsee beeinflusst das Arteninventar der betreffenden Gebiete (siehe Kapitel 2.1). Hinzu kommt, dass die anthropogenen Veränderungen des Lebensraumes für gelatinöse Organismen in einem Monitoring bei der Auswahl der Gebiete berücksichtigt werden sollten. Dies ist beispielsweise mit den biologischen Entwicklungszyklen der Scyphozoa und Hydrozoa zu begründen. Die Abundanz dieser Taxa als pelagische Medusen hängt von ihren sessilen benthischen Polypenkolonien ab, die auf Hartsubstrat siedeln und die jährlichen planktischen Medusenpopulationen hervorbringen. Der massive Ausbau der off-shore Windindustrie (Abb. 5) wird in natürlicherweise sandigen und damit für Polypenkolonien nicht geeigneten Habitaten neue Besiedlungsräume schaffen und damit möglicherweise zu einem Anstieg der sommerlichen Quallenabundanz und erhöhtem Fraßdruck auf das Zooplankton führen.

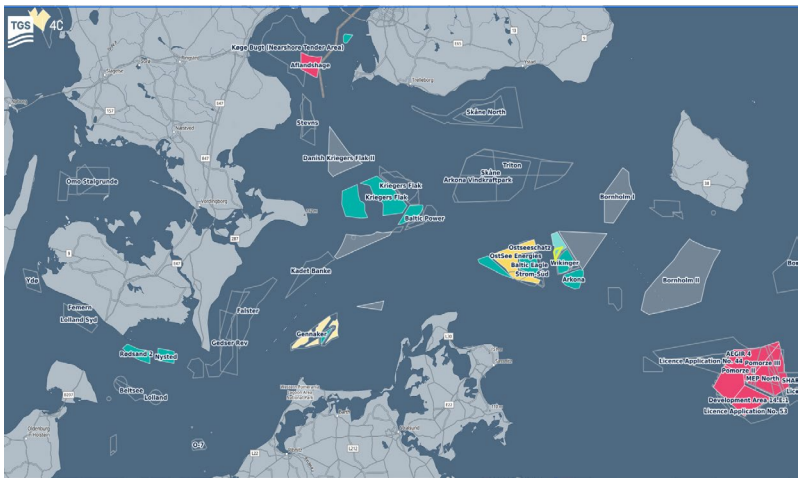


Abb. 5: Off-shore Windparks in der westlichen Ostsee: Grau: Planungsgebiete, Farbig: im Bau befindliche oder bereits gebaute Windparks. Quelle https://map.4coffshore.com/offshorewind/

Sowohl in den territorialen Gewässern als auch in der deutschen AWZ erfassen Monitoringprogramme der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Nord- und Ostsee (BLANO) eine Reihe von physikalisch-chemischen und biologischen Parametern in einem mit unterschiedlicher Frequenz beprobten Stationsnetz (Abb. 6). Die Erfassung von gelatinösem Zooplankton sollte das vorhandene Stationsnetz

berücksichtigen, um vorhandene Daten biologischer und physikalisch-chemischer Parameter für eine Bewertung nutzen zu können. Für die Interpretation des Vorkommens von gelatinösem Zooplankton spielen sowohl abiotische Parameter (z.B. Temperatur, Salinität, Sauerstoffkonzentration, Nährstoffkonzentration) als auch biotische Parameter (Mesozooplankton, Phytoplankton) eine Rolle.

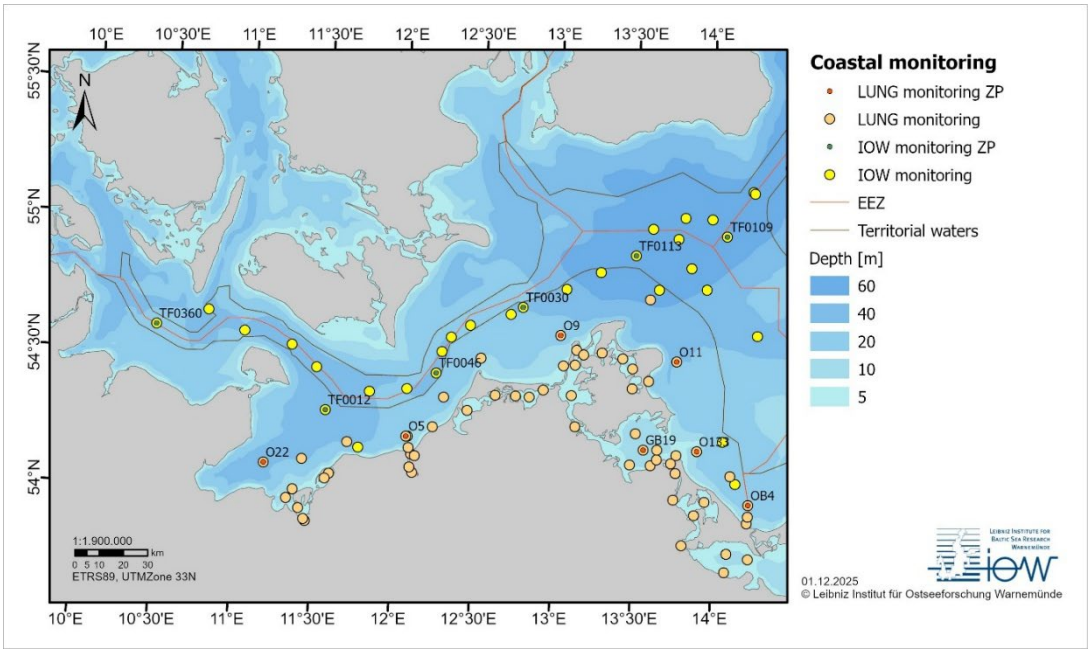


Abb. 6: Monitoringstationen für physikalische und chemische Parameter der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Nord- und Ostsee in den deutschen Territorialgewässern und der deutschen AWZ, ausgeführt vom IOW und vom LUNG-MV. ZP: Stationen an denen das Mesozooplankton beprobt wird.

Entsprechend der hydrographischen Dynamik und anthropogenen Nutzungsintensität des Gebietes sollten die sich unterscheidenden Seegebiete in einem Monitoring berücksichtigt werden. Entlang des horizontalen abiotischen Gradienten und des Verlaufes des Einstroms salzreichen Wassers aus dem Kattegat wären dies: die Kieler Bucht, die Mecklenburger Bucht und die Arkonasee (Abb. 7). Des Weiteren sind küstennahe Untersuchungsstandorte aufgrund der Relevanz küstennaher Medusenschwärme für die Nutzung der Küstengewässer (z.B. Tourismus, Küstenfischerei) zu berücksichtigen. Für die deutschen Küstengewässer können hier beispielsweise die Lübecker Bucht, der Plantagenetgrund und die Pommersche Bucht als aussagekräftige Untersuchungsstandorte dienen (Abb. 7). Wenn auch die inneren Küstengewässer in einem Monitoring berücksichtigt werden sollen, würde hierfür der Greifswalder Bodden einzubeziehen sein, der u.a. aufgrund seiner Bedeutung für die Rekrutierung des im Frühjahr in der westlichen Ostsee laichenden Herings *Clupea harengus* relevant ist.

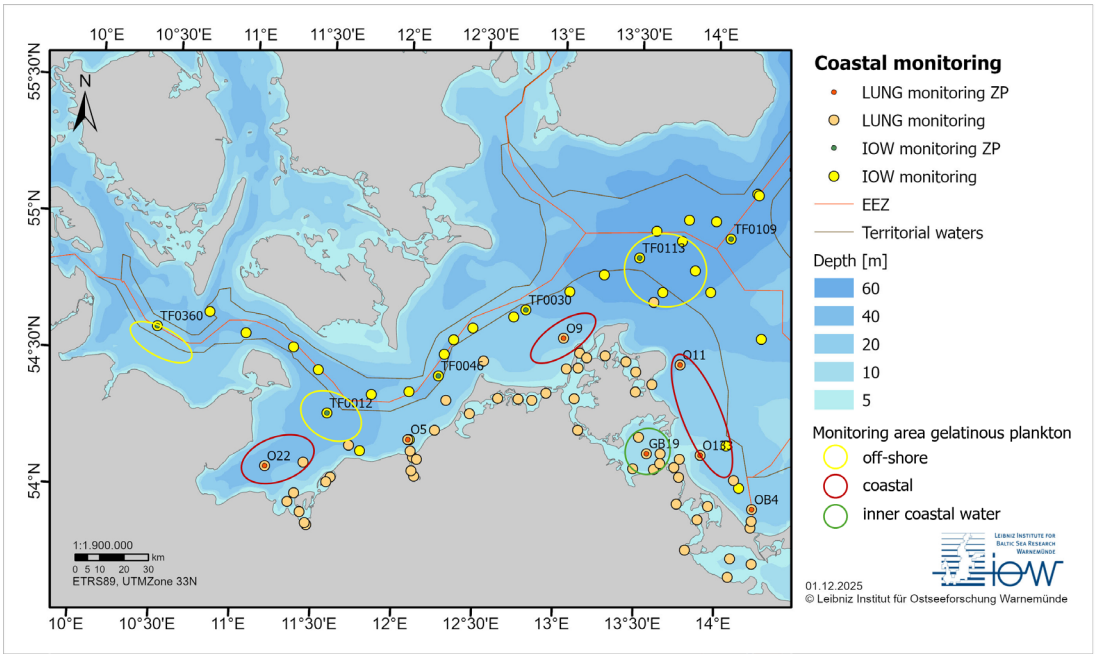


Abb. 7: Vorgeschlagene Untersuchungsgebiete zur Abschätzung der Biodiversität, Abundanz, Biomasse und invasiver Arten gelatinösen Planktons in den deutschen Seegebieten der Ostsee. Gelb: küstenferne Gebiete entlang des Salinitätsgradienten (Kieler Bucht, Mecklenburger Bucht, Arkonasee); Orange: Küstengewässer (Lübecker Bucht, Plantagenetgrund, Pommersche Bucht); Grün: innere Küstengewässer (Greifswalder Bodden).

Innerhalb der drei vorgeschlagenen küstenfernen, drei küstennahen Untersuchungsgebiete und des inneren Küstengewässers liegen diverse hydrographische und biologische Monitoringstationen der BLANO (Abb. 6), so dass die in diesen Programmen genommenen Hintergrundinformationen für die Analyse des Quallenvorkommens genutzt werden können. Eine weniger aussagekräftige Beprobung des gelatinösen Planktons an einzelnen Stationen in den vorgeschlagenen Gebieten könnte sieben BLANO-Monitoringstationen betreffen (Tabelle 9). Die Beprobung einzelner Stationen für die Abschätzung der Biodiversität, Abundanz, Biomasse und invasiver Arten ist aufgrund der ungleichmäßigen Verteilung der pelagischen gelatinösen Organismen allerdings problematisch. Zur Erfassung dieser Parameter ist eine hohe räumliche Auflösung der Beprobung in Form von Transekten oder Stationsgrids zielführender (Jaspers et al. 2025). Ideal wäre es demnach, in den vorgeschlagenen Gebieten Stationsgrids (Distanz zwischen den Stationen 5 Seemeilen (sm)) zu beproben.

Tabelle 9: Stationsliste der Beprobung von Einzelstationen für gelatinöses Zooplankton in den vorgeschlagenen Untersuchungsgebieten

Gebiet	Station ID	Longitude	Latitude	Tiefe (m)
Kieler Bucht	TF0360	10,45	54,6	18,5
Mecklenburger Bucht	TF0012	11,55	54,315	24,5
Lübecker Bucht	OM22/TF0022	11,175	54,11	22,7
Arkonasee	TF0113	13,5	54,925	46,5
Plantagenetgrund	O9	13,028	54,623	13,5
Pommersche Bucht	O11	13,77	54,535	20
Greifswalder Bodden	GB19	13,567	54,207	8,3

3.7 Zeitliche Auflösung der Probenahme

Gelatinöses Plankton ist ganzjährig im Untersuchungsgebiet vertreten, wobei die verschiedenen Taxa in ihrem Auftreten jahreszeitlich variieren können (siehe Kapitel 2.3). Idealerweise sollte der Untersuchungszeitraum also das ganze Jahr umfassen, wenn das gesamte Artspektrum erfasst werden soll. Die im Untersuchungsgebiet am häufigsten beobachtete Rippenqualle (*Mnemiopsis leidyi*) und die beiden häufigsten Schirmquallenarten (*Aurelia aurita*, *Cyanea capillata*) werden ganzjährig beobachtet, variieren aber in ihrer Abundanzentwicklung jahreszeitlich. Während *M. leidyi* die höchsten Abundanzen in der 2. Jahreshälfte erreicht, treten die Schirmquallen vom Frühjahr bis in den Herbst mit hohen Abundanzen auf (Abb. 2, Abb. 8).

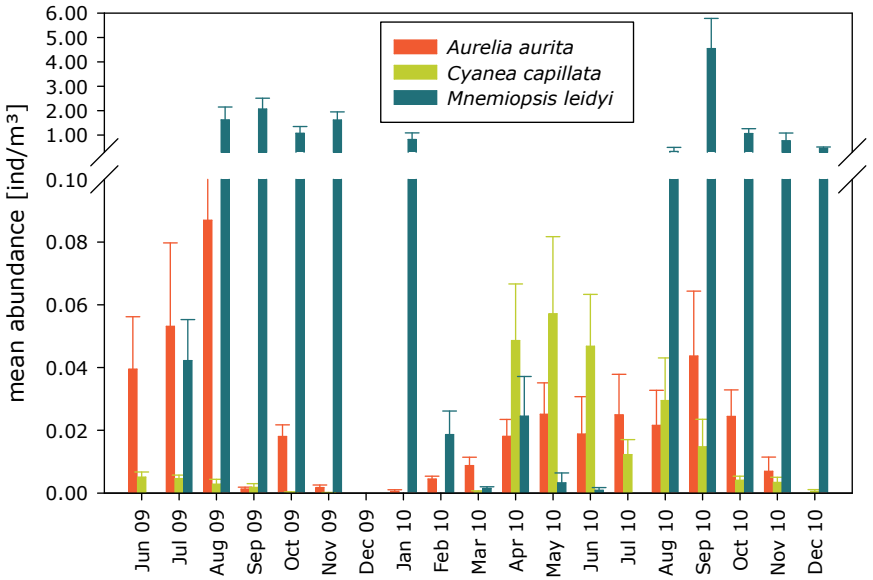


Abb. 8: Abundanz von Aurelia aurita*,* Cyanea capillata *und* Mnemiopsis leidyi *von Juni 2009 bis Dezember 2010. Mittelwerte der Abundanz an 12 monatlich beprobten Stationen zwischen der Kieler Bucht im Westen und der Darßer Schwelle im Osten (Augustin & Kube 2010).*

Die Frequenz der Probenahme hängt von der Zielstellung des Monitorings ab. Zur Analyse der Bedeutung des zooplanktivoren gelatinösen Planktons für das pelagische Nahrungsnetz (MSRL D4, Nahrungsnetze) ist eine Abschätzung des Fraßdruckes dieser Organismengruppe auf das Mesozooplankton notwendig. Um die Prädation der Scyphomedusen und die Filtrationsleistung der Ctenophoren zu analysieren, wäre eine monatliche Probennahme zu empfehlen, da die Größenstruktur der Populationen, und damit auch ihr Fraßdruck, über das Jahr variieren (z.B. *M. leidyi*, Abb. 9). Zur alleinigen Analyse der Bedeutung des zooplanktivoren gelatinösen Planktons für die Biodiversität (MSRL D1 Biodiversität, D2 nicht-einheimische Arten) sind Probenahmen im Frühjahr, Sommer und Herbst zu empfehlen.

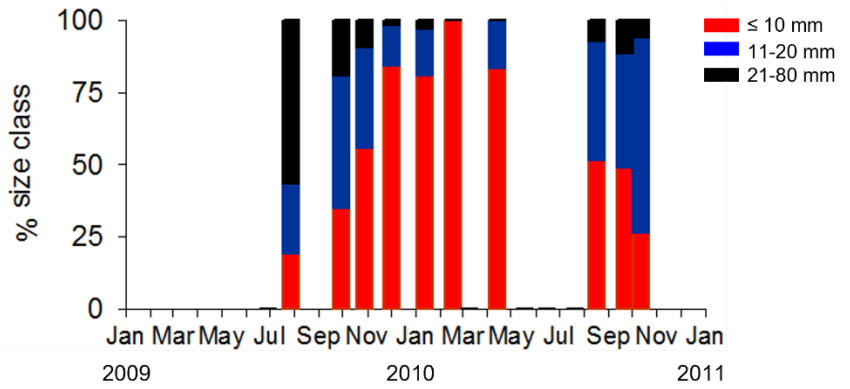


Abb. 9: Mnemiopsis leidyi*: Größenklassenverteilung in der Kieler Bucht 2009 – 2010 (Augustin & Kube 2010).*

4 Monitoringkonzept

Gegenstand des Monitorings

Das Messprogramm dient der Erfassung der Artenzusammensetzung, Abundanz und Größenverteilung des gelatinösen Zooplanktons an ausgewählten Messstationen in den deutschen Küstengewässern und in der deutschen AWZ der Ostsee. Die im Messprogramm erhobenen Daten sollen der Bewertung der Gewässer im Rahmen der MSRL dienen und dafür Daten bezüglich der MSRL-Deskriptoren D1 Biodiversität, D2 nicht-einheimische Arten sowie D4 Nahrungsnetze erheben.

Messgebiet

- westliche Ostsee, Küstengewässer und AWZ, Kieler Bucht, Mecklenburger Bucht, Arkonasee
- Beprobung an mindestens 7 Einzelstationen (für MSRL-Deskriptoren D1 und D2)
- Beprobung von Stationsgrids in den zu beprobenden Seegebieten im Abstand von 5 sm (für MSRL-Deskriptoren D1, D2, D4)

Messfrequenz

- für MSRL-Deskriptoren D1 und D2: 3x / Jahr: Mai, August, November
- für MSRL-Deskriptoren D1, D2, D4: 10x / Jahr

Probenahme

Es wird eine Kombination von horizontalen Netzproben und vertikalen Netzproben an jeder Station vorgeschlagen:

- Netzproben horizontal: Einsatz Multischließnetz oder Bongonetz, Maschenweite 500 µm, Flowmeter zur Messung des Filtrationsvolumens, bei Multischließnetz: Beprobung gesamte Wassersäule vom Boden bis zur Oberfläche in definierten Tiefenstufen, bei Bongonetz: nur Oberflächenbeprobung bis ca. 5 m Wassertiefe, Filtration von mindestens 100 m^3 Wasser je Netz, Schiffsgeschwindigkeit beim Schleppen des Netzes max 1,5 kn, Durchflussgeschwindigkeit 0,5 - 0,9 m s^{-1};
- Netzproben vertikal: Einsatz WP3-Netz oder WP2-Netz, Maschenweite 200 µm, Flowmeter zur Messung des Filtrationsvolumens, Beprobung in Abhängigkeit von der physikalischen Schichtung des Wasserkörpers ggf. in bestimmten Tiefenhorizonten, Hievgeschwindigkeit 0,3 m s^{-1};
- Spülen der Netze mit Seewasser, Verdichten der Probe im Netzbecher;
- Bestimmen, Zählen und Messen der Vollproben im Schiffslabor unmittelbar nach dem Fang, Einsatz Unterlichttisch mit Messleiste, Binokular für Organismen < 5 mm;
- Fixierung der Restprobe in Formaldehyd/Seewasser 4% zur späteren Durchsicht im Labor (entfällt, wenn parallel Mesozooplanktonproben mit WP2-Netz genommen und konserviert werden);

Zu messende Begleitparameter

- Abiotisch: Temperatur, Salinität, Sauerstoffkonzentration
- Biotisch: Mesozooplanktonabundanz und -artzusammensetzung

Daten

- Artenliste
- Abundanz (Ind. m^{-3})
- Größenklassenverteilung

Eine Standardprozedur zum Einsatz des Bongonetzes und der nachfolgenden Probenbearbeitung und Datenerfassung befindet sich in Appendix 1.

Vorschläge für die Weiterentwicklung der Monitoringmethoden:

Lediglich der Einsatz von Planktonnetzen bedarf keiner Entwicklungsphase im Vorfeld des Monitorings, sondern kann sofort eingesetzt werden. Alle anderen möglichen Methoden, auch wenn sie in Kombination mit klassischen Fangmethoden eingesetzt werden, bedürfen einer methodischen Entwicklungsphase. Zusätzlich zu den klassischen Netzfangmethoden ist es aussichtsreich, das Monitoring von gelatinösem Plankton methodisch zu erweitern. Diese Erweiterungen können zusätzliche Informationen generieren, sofern sie parallel zu den Netzfangmethoden eingesetzt werden.

- Entwicklungsprojekt: Optischer Methoden zur Erfassung gelatinösen Planktons. Die Vorteile, die diese Methode bringen kann, sind in Kapitel 3.3 dargestellt.
- Entwicklungsprojekt: Entwicklung von DNA-Barcodes ausgehend von in der Literatur verfügbaren Barcodes (Appendix 2) für alle Arten des gelatinösen Planktons für das Untersuchungsgebiet als Voraussetzung für die Entwicklung von Metabarcoding-Methoden. Die Vorteile, die diese Methode bringen kann sind in Kapitel 3.4 dargestellt.

Danksagung

Wir danken der Fach-AG EuNäP, der QAG Qualitätssicherung sowie der Geschäftsstelle Meeresschutz der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Nord- und Ostsee (BLANO), die dieses Projekt unterstützt und finanziell möglich gemacht machen. Mario von Weber vom Landesamt für Umwelt, Naturschutz und Geologie des Landes Mecklenburg-Vorpommern gilt unser Dank für die Unterstützung bei der Umsetzung des Projektes.

Literaturverzeichnis

Alvarez Colombo G, Benović A, Malej A, Lučić D, Makovec T, Onofri V, Acha M, Madirolas A, Mianzan H (2009) Acoustic survey of a jellyfish-dominated ecosystem (Mljet Island, Croatia). Hydrobiologia 616, 99-111.

Ames CL, Ohdera AH, Colston SM, Collins AG, Fitt WK, Morandini AC, Erickson JS, Vora GJ (2021) Fieldable Environmental DNA Sequencing to Assess Jellyfish Biodiversity in Nearshore Waters of the Florida Keys, United States. Frontiers in Marine Science 8, 640527. doi:10.3389/fmars.2021.640527

Augustin C, Kube S (2010) From polyps to medusae - Jellyfish distribution and ecology in the Greater Fehmarnbelt, Baseline Survey. Femern A/S, 38pp.

Båmstedt U, S Kaartvedt, Youngbluth M, 2003: An evaluation of acoustic and video methods to estimate the abundance and vertical distribution of jellyfish. Journal of Plankton Research 25, 1307–1318.

Barz K, Hinrichsen HH, Hirche HJ (2006) Scyphozoa in the Bornholm Basin (central Baltic Sea)-The role of advection. J Mar Syst 60, 167–176. doi: 10.1016/j.jmarsys.2006.01.002

Barz K, Hirche HJ (2005) Seasonal development of scyphozoan medusae and the predatory impact of *Aurelia aurita* on the zooplankton community in the Bornholm Basin (central Baltic Sea). Marine Biology 147, 465–476. https://doi.org/10.1007/s00227-005-1572-2.

Blackman RC, Brantschen J, Walser JC, Wüthrich R, Altermatt F (2022) Monitoring invasive alien macroinvertebrate species with environmental DNA. River Research and Applications 38(8), 1400–1412. https://doi.org/10.1002/rra.3947.

Bourlat SJ, Borja A, Gilbert J, Taylor MI, Davies N, Weisberg SB, Griffith JF, Lettieri T, Field D, Benzie J (2013) Genomics in marine monitoring: new opportunities for assessing marine health status. Marine Pollution Bulletin 74(1), 19-31. doi.org/https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2013.05.042

Créach V, Derveaux S, Owen KR, Pitois S, Antajan E (2022) Use of environmental DNA in early detection of *Mnemiopsis leidyi* in UK coastal waters. Biol Invasions 24, 415–424. https://doi.org/10.1007/s10530-021-02650-0

Dutz J, Wasmund N (2023). Seasonal Aspects and Short-Term Variability of the Pelagic Offshore Ecosystems. In: Southern Baltic Coastal Systems Analysis. Ed. by Schubert h, Müller F. Cham: Springer International Publishing (Ecological Studies, Analysis and Synthesis; 246): 1pp 53-161. doi: 10.1007/978-3-031-13682-5_26

Femern A/S (2011) Fehmarnbelt Marine Biology Services -Criteria and thresholds for environmental impact assessments. Femern A/S, 107pp.

Fey DP, Szkudlarek-Pawełczyk A (2022) Precision of larval herring abundance and body length assessments when sampling with BONGO nets for spawning site mapping. Fisheries Research 246, 106165. doi.org/10.1016/j.fishres.2021.106165.

Graham WM, Martin DL, Martin JC (2003) In situ quantification and analysis of large jellyfish using a novel video profiler. Marine Ecology Progress Series 254, 129-140.

Gröger JP, Cisewski B, Badri-Hoeher S, Böer G, Boos K, Clemmesen C, Cojocaru A, Dauben V, Hoeher PA, Lehmann A, Matz S, Mehrtens H, Mittermayer F, Renkewitz H, Schramm H, Strickmann T, Westphalen J, Wilts T, Winkler J, Wolf D, Zenk O (2024) Development and operation of a novel non-invasive opto-acoustic underwater fish observatory in Kiel Bight, Southwestern Baltic Sea. Frontiers in Marine Science 11, 1425259. doi: 10.3389/fmars.2024.1425259.

Gusmão LMO, Diaz XFG, de Melo M, Schwamborn R, Neumann-Leitão S (2015) Jellyfish diversity and distribution patterns in the tropical Southwestern Atlantic. Mar Ecol 36, 93-103. https://doi.org/10.1111/maec.12119

Havermans C, Dischereit A, Pantiukhin D, Friedrich M, Murray A (2022) Environmental DNA in an ocean of change: Status, challenges and prospects. Arquivos de Ciencias Do Mar 55, 298-337. doi: 10.32360/acmar.v55iEspecial.78188.

HELCOM (2021) Guidelines for monitoring of mesozooplankton. https://helcom.fi/wp-content/uploads/2019/08/Guidelines-for-monitoring-of-mesozooplankton.pdf. 12 p. Assessed: 13.09.2021.

Hosia A, Falkenhaug T, Baxter EJ, Pagès F (2017) Abundance, distribution and diversity of gelatinous predators along the northern Mid-Atlantic Ridge: A comparison of different sampling methodologies. PLoS ONE 12(11), e0187491. doi.org/10.1371/journal.pone.0187491.

ICES (2025) ICES Data Portal. Access: 01.11.2025. https://www.ices.dk/data/data-portals/pages/default.aspx

Janßen H, Augustin C B, Hinrichsen H-H, Kube S (2013) Impact of secondary hard substrate on the distribution and abundance of *Aurelia aurita* in the western Baltic Sea. Marine Pollution Bulletin, 75, 224-234.

Jaspers C, Haraldsson M, Lombard F, Bolte S, Kiørboe T (2013) Seasonal dynamics of early life stages of invasive and native ctenophores give clues to invasion and bloom potential in the Baltic Sea. Journal of Plankton Research 35(3), 582–594. doi.org/10.1093/plankt/fbt001

Jaspers C, Hauss H, Hinrichsen HH (2025) Jellyfish and comb jellies in the Baltic Sea: Depth resolved distribution pattern along the salinity gradient of the Baltic Sea during September 2020 – dataset. Data in Brief 60, 111511. https://doi.org/10.1016/j.dib.2025.111511.

Jaspers C, Huwer B, Weiland-Bräuer N, Clemmesen C (2018) First record of the non-indigenous jellyfish *Blackfordia virginica* (Mayer, 1910) in the Baltic Sea. Helgol Mar Res. doi: 10.1186/s10152-018-0513-7

Javidpour J, Molinero JC, Peschutter J, Sommer U (2009) Seasonal changes and population dynamics of the ctenophore *Mnemiopsis leidyi* after its first year of invasion in the Kiel Fjord, Western Baltic Sea. Biol Invasions 11, 873–882. doi: 10.1007/s10530-008-9300-8

Johansson ML, Shiganova TA, Ringvold H, Stupnikova AN, Heath DD, MacIsaac HJ (2018) Molecular Insights Into the Ctenophore Genus *Beroe* in Europe: New Species, Spreading Invaders. Journal of Heredity, 520-529. doi:10.1093/jhered/esy026.

Lehtiniemi M, Gorokhova E, Bolte S, Haslob H, Huwer B, Katajisto T, Lennuk L, Majaneva S, Põllumäe A, Schaber M, Setälä O, Reusch TBH, Viitasalo-Frösén S, Vuorinen I, Välipakka P (2013) Distribution and reproduction of the Arctic ctenophore *Mertensia ovum* in the Baltic Sea. Mar Ecol Prog Ser 491, 111-124. doi.org/10.3354/meps10464.

Lenz J (1978) Hydrographic conditions. In Rheiinheimer G (ed). Microbial ecology of a brackish water environment. Springer, Heidelberg, pp 12-25.

Lüskow F, Sigurdsson GM, Svavarsson J, Gislason A (2023) Spatial and temporal patterns of scyphozoan jellyfish abundance and growth in Icelandic coastal waters – a climate change perspective. Marine Biology Research 19(10), 535–548. https://doi.org/10.1080/17451000.2023.2291569

Lynam CP, Gibbons MJ, Axelsen BE, Sparks CAJ, Coetzee J, Heywood BG, Brierley AS (2006) Jellyfish overtake fish in a heavily fished ecosystem. Current Biology 16 (13), R492-R493. doi.org/10.1016/j.cub.2006.06.018.

Maekakuchi M, Matsuno K, Yamamoto J, Abe Y, Yamaguchi A (2020) Abundance, horizontal and vertical distribution of epipelagic ctenophores and scyphomedusae in the northern Bering Sea in summer 2017 and 2018: Quantification by underwater video imaging analysis. Deep Sea Research Part II: Topical Studies in Oceanography 181–182, 104818. doi.org/10.1016/j.dsr2.2020.104818.

Mano T, Guo X, Fujii N, Yoshie N,·Tsutsumi E,·Saito R (2019) Moon jellyfish aggregations observed by a scientific echo sounder and an underwater video camera and their relation to internal waves. J Oceanogr 75, 359–374. doi.org/10.1007/s10872-019-00507-8.

Mariani P, Quincoces I,Haugholt KH, Chardard Y, Visser AW, Yates C, Piccinno G, Reali G, Risholm P, Thielemann JT (2019) Range-Gated Imaging System for Underwater Monitoring in Ocean Environment. Sustainability 1, 162. doi:10.3390/su11010162.

Middelboe Al, Fürhaupter K, Berg T, Pehlke C, Darr A, Gogina M, Zettler M, Bochert R, Sagert S, Kube S, Schlüter L, Mohlenberg F, Montserrat F (2011) Fehmarnbelt Marine Biology Services -Criteria and thresholds for environmental impact assess-ments. Femern A/S, 107pp.

Mohrholz V, Naumann M, Nausch G, Krüger S, Gräwe U (2015) Fresh oxygen for the Baltic Sea—An exceptional saline inflow after a decade of stagnation. J. Mar. Syst. 148, 152–166. doi: 10.1016/j.jmarsys.2015.03.005

Murray A, Antich A, Dischereit A, Düsedau L, Hoppe CJM, Havermans C (2025) Surveying marine biodiversity using eDNA metabarcoding of seawater and sediment in a high Arctic fjord during the polar night (Kongsfjorden, Svalbard), Marine Environmental Research 211, 107443. doi.org/10.1016/j.marenvres.2025.107443.

Pitt KA, Lucas CH, Condon RH, Duarte CM, Stewart-Koster B (2018) Claims that anthropogenic stressors facilitate jellyfish blooms have been amplified beyond the available evidence: a systematic review. Frontiers in Marine Science 5, 451. doi:10.3389/fmars.2018.00451.

Reusch TBH, Dierking J, Andersson HC, Bonsdorff E, Carstensen J, Casini M, Czajkowski M, Hasler B, Hinsby K, Hyytiäinen K, Johannesson K, Jomaa S, Jormalainen V, Kuosa H, Kurland S, Laikre L, MacKenzie BR, Margonski P, Melzner F, Oesterwind D, Ojaveer H, Refsgaard JC, Sandström A, Schwarz G, Tonderski K, Winder M, Zandersen M (2018) The Baltic Sea as a time machine for the future coastal ocean. Sci Adv 4, eaar8195. doi: 10.1126/sciadv.aar8195

Schneider G, Behrends G (1994) Population dynamics and the trophic role of *Aurelia aurita* medusae in the Kiel Bight and western Baltic. ICES J Mar Sci 51, 359–367. doi: 10.1006/jmsc.1994.1038

Stenvers V, Chi X, Javidpour J (2020) Seasonal variability of the fatty acid composition in aurelia aurita (Cnidaria: Scyphozoa): Implications for gelativore food web studies. J Plankton Res 42, 440–452. doi: 10.1093/plankt/fbaa026

Stoltenberg I, Dierking J, Müller-Navarra DC, Javidpour J (2021) Review of jellyfish trophic interactions in the Baltic Sea. Marine Biology Research 17, 311-326. doi: 10.1080/17451000.2021.1964532.

Suzuki KS, Yasuda A, Murata Y, Kumakura E, Yamada S, Endo N, Nogata Y (2016) Quantitative effects of pycnocline and dissolved oxygen on vertical distribution of moon jellyfish *Aurelia aurita* s.l.: a case study of Mikawa Bay, Japan. Hydrobiologia 766, 151–163. doi.org/10.1007/s10750-015-2451-6.

Vansteenbrugge L, Van Regenmortel T, De Troch M, Vincx M, Hostens K (2015) Gelatinous zooplankton in the Belgian part of the North Sea and the adjacent Schelde estuary: Spatio-temporal distribution patterns and population dynamics. Journal of Sea Research 97, 28-39. doi.org/10.1016/j.seares.2014.12.008.

Viitasalo S, Lehtiniemi M, Katajisto T (2008) The invasive ctenophore *Mnemiopsis leidyi* overwinters in high abundances in the subarctic Baltic Sea. J Plankton Res 30, 1431–1436. doi: 10.1093/plankt/fbn088

Ye L, Peng S, Ma Y, Wenjing Z, Lei W, Xiyan S, Chen Z, Munjira Y, Jianmin Z, Zhijun D (2024) Biodiversity and distribution patterns of blooming jellyfish in the Bohai Sea revealed by eDNA metabarcoding. BMC Ecol Evo 24, 37. doi.org/10.1186/s12862-024-02224-3

Anhang

Appendix 1: Beispiel einer Standardprozedur zur horizontalen Probenahme gelatinösen Zooplanktons mit dem Bongo-Netz.

Standardprozedur zur Probennahme mit Bongo-Netz

Vorbereitung der Probenahme bei Ankunft auf der Station

1. Überprüfen der Wassertiefe (Echolot)
2. Aufnehmen des CTD-Profils, Festlegen der Probenahmetiefe
3. Bereitlegen eines Schlauches mit Seewasserversorgung an Deck
4. Bereitstellen von 2 nummerierten 10 l Eimern, ¾ gefüllt mit Seewasser
5. Anbringen der Flowmeter in den Netzöffnungen des Bongonetzes
6. Anbringen der 2 nummerierten Netzbecher am Bongonetz
7. Befestigen des Netzes am Deckskran

Probenahme

1. Heben des Netzes über die Bordwand und fieren bis unter die Wasseroberfläche
2. Erneute Kontrolle der Wassertiefe während des gesamten Schleppvorganges durch Rücksprache mit dem Kapitän
3. Start des Schleppens mit 1 – 1,5 kn, Oberfläche bis ca. 5 m Wassertiefe
4. Dauer des Schleppvorganges 10 – 15 min
5. Beenden der Probenahme durch Hieven des Netzes über die Wasseroberfläche
6. Netz an die Bordwand einholen, Flowmeter ablesen, Netz mit Seewasserschlauch von außen gründlich aber vorsichtig von der Netzöffnung zum Netzbecher hin spülen, Probe im Netzbecher konzentrieren
7. Netz an Deck holen, Abnehmen der Netzbecher vom Netz und platzieren in den bereitstehenden Seewasser-Eimern entsprechend der Nummerierung
8. Gründliches Spülen des Netzes ohne Netzbecher

Probenbearbeitung

1. Entnehmen großer Quallen (10–30 cm) mit der Hand aus dem Eimer, diese über dem Eimer mit einer Spritzflasche (gefiltertes Seewasser) abspülen (im Falle von Cyanea Handschuhe tragen!).
2. Platzieren der Quallen in einer transparenten Schale auf einem Unterlichttisch mit Messleiste
3. Artbestimmung
4. Größenbestimmung mittels Messleiste oder Messschieber: Schirmquallen und Hydromedusen Durchmesser, Rippenquallen Länge von der Spitze bis zur Mundöffnung und von der Spitze bis einschließlich der Länge der Lappen
5. Notieren der Ergebnisse für jedes gemessene Tier im Zählprotokoll
6. Nach und nach Überführen der gesamten Probe in kleinen Teilproben auf den Lichttisch und bearbeiten wie unter Punkt 3 - 5 (Bestimmen, Messen, Protokollieren)
7. Gründliches Ausspülen der Reste aus dem Netzbecher auf den Leuchttisch, wenn keine Organismen > 1 cm mehr in der Probe sind, Probe erneut verdichten (100 µm Sieb) und in ein Becherglas überführen
8. Probe aus dem Becherglas nach und nach in eine Bogorovkammer überführen

9. Bestimmen, Messen und Zählen kleiner Tiere (z.B. Hydromedusen, Ephyren, Larvenstadien Rippenquellen) unter dem Binokular
10. Wiederholen der Probenbearbeitung mit dem Netzbecher Nr. 2

Datenerfassung

Bestimmen der Abundanz (Ind. m^{-3}) bei Auszählen der Vollprobe (des gesamten Fanges / Netz):

Abundanz (Ind. m^{-3}) = Anzahl der gezählten Individuen einer Art * 1 / filtriertes Wasservolumen

Festlegung der Größenklassen:

Tiere 2 – 10 mm: millimetergenau

Tiere > 10 mm: auf den nächsten cm genau

Appendix 2: Übersicht der weltweit verfügbaren genetischen Barcodes zur Identifizierung gelatinösen Zooplanktons, das in der westlichen Ostsee vorkommt, sowie regionale Verfügbarkeit speziell für die Ostsee.

Art/Gattung/Klasse	**Verfügbare Barcodes**	**Referenz**	**Barcode Ostsee?**	**Referenz**
ANTHOATHECATA	COI, mt16S rDNA, mt18SrDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=ANTHOATHECATA	X	MZGdb
AURELIA AURITA	COI, mt16S rDNA , mt18S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=AURELIA+AURITA	X	Schroth et al. 2001; Holst & Laakmann 2014
BEROE SPP	COI	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=BEROE	X	Johansson et al. 2018
BLACKFORDIA	COI, ITS, mt16S rDNA, mt18S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=BLACKFORDIA	X	Jaspers et al. 2018
BLACKFORDIA VIRGINICA	COI, ITS, mt16S rDNA, mt18S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=BLACKFORDIA+VIRGINICA	X	Jaspers et al. 2018
BOLINOPSIS INFUNDIBULUM	COI, ITS, mt16SrDNA, mt18S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=BOLINOPSIS+INFUNDIBULUM		
BOUGAINVILLIA SPP	mt5.8SrDNA, Large Subunit rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=BOUGAINVILLIA	X	MZGdb
CODONIUM SPP	mt16SrDNA, COI	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=CODONIUM		
CTENOPHORA	COI, ITS, mt5.8S rDNA, mt18srDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=CTENOPHORA	X	s. Ctenophora Gattungen/Arten
CYANEA CAPILLATA	COI	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=CYANEA+CAPILLATA	X	Holst & Laakmann 2014
CYANEA LAMARCKII	COI, mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=CYANEA+LAMARCKII		
ECTOPLEURA SPP	COI, mt16SrDNA, mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=ECTOPLEURA		
ECTOPLEURA DUMORTIERII	COI, mt16SrDNA, mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=ECTOPLEURA+DUMORTIERII		
EUPHYSA	COI, mt16SrDNA, mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=EUPHYSA		
EUPHYSA AURATA	COI, mt16S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=EUPHYSA+AURATA		
EUPHYSA TENTACULATA	ITS, mt18S rDNA, mt28S rDNA, mt16S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=EUPHYSA+TENTACULATA		
EUTONINA	COI, mt16SrDNA, mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=EUTONINA		
EUTONINA INDICANS	COI, ITS, mt16SrDNA, mt18SrDNA, mt5.8S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=EUTONINA+INDICANS		
HYDROIDOLINA	mt16SrDNA, COI, mt18S rDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=HYDROIDOLINA	X	MZGdb

HYDROZOA	ITS, mt16S rDNA, COI, mt18S rDNA, mt5.8S rDNA	NCBI - Genbank - s. Hydrozoa Gattungen/Arten	X	s. Hydrozoa Gattungen/Arten
LEPTOTHECATA	COI, mt5.8S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=LEPTOTHECATA	X	MZGdb
LIZZIA	mt16S rDNA, COI, mt18SrDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=LIZZIA		
LIZZIA BLONDINA	mt16S rDNA, COI, mt18SrDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=LIZZIA+BLONDINA		
MERTENSIA OVUM	mt18S rDNA, ITS, mt5.8 SrDNA, SSU r	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=MERTENSIA+OVUM	X	Gorokhova et al. 2009
MNEMIOPSIS LEIDYI	COI, mt16S rDNA, mt18SrDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=MNEMIOPSIS+LEIDYI		
OBELIA GENICULATA	COI, mt16S rDNA, mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=OBELIA+GENICULATA		
OBELIA SPP	COI, mt16S rDNA, mt18S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=OBELIA		
PLEUROBRACHIA	COI, mt18S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=PLEUROBRACHIA		
PLEUROBRACHIA PILEUS	mt18SrDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=PLEUROBRACHIA+PILEUS		
RATHKEA OCTOPUNCTATA	COI, mt16S rDNA, mt18S rDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=RATHKEA+OCTOPUNCTATA		
SARSIA SPP	COI, mt16S rDNA, mt18S rDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=SARSIA		
SARSIA TUBULOSA	COI, mt16S rDNA, mt18S rDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=SARSIA+TUBULOSA		
STAURIDIOSARSIA GEMMIFERA	COI, mt16S rDNA, mt18S rDNA, mt28S rDNA	NCBI - Genbank https://www.ncbi.nlm.nih.gov/nuccore/?term=STAURIDIOSARSIA+GEMMIFERA		

Gorokhova E, Lehtiniemi M, Viitasalo-Frošen S, Haddock SHD (2009) Molecular evidence for the occurrence of ctenophore mertensia ovum in the northern baltic sea and implications for the status of the mnemiopsis leidyi invasion. Limnol Oceanogr 54:2025–2033. doi: 10.4319/lo.2009.54.6.2025

Holst S, Laakmann S (2014) Morphological and molecular discrimination of two closely related jellyfish species, Cyanea capillata and C. lamarckii (Cnidaria, Scyphozoa), from the northeast Atlantic. J Plankton Res 36:48–63. doi: 10.1093/plankt/fbt093

Jaspers C, Huwer B, Weiland-Bräuer N, Clemmesen C (2018) First record of the non-indigenous jellyfish Blackfordia virginica (Mayer, 1910) in the Baltic Sea. Helgol Mar Res. doi: 10.1186/s10152-018-0513-7

Johansson ML, Shiganova TA, Ringvold H, Stupnikova AN, Heath DD, MacIsaac HJ (2018) Molecular Insights Into the Ctenophore Genus Beroe in Europe: New Species, Spreading Invaders. J Hered 109:520–529. doi: 10.1093/jhered/esy026

MZGdb - MetaZooGene Atlas & Database. SCOR WG157 (MetaZooGene) and Todd O'Brien. Available from: https://metazoogene.org/mzgdb/

National Center for Biotechnology Information (NCBI)[Internet]. Bethesda (MD): National Library of Medicine (US), National Center for Biotechnology Information; Available from: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/

Schroth W, Jarms G, Streit B, Schierwater B (2002) Speciation and phylogeography in the cosmopolitan marine moon jelly, Aurelia sp. BMC Evol Biol 2:1. doi: 10.1186/1471-2148-2-1