

Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*) Quaggamuschel (*Dreissena rostriformis bugen- sis*)

Diana Teubner, Julian Hans, Isabelle Junk, Roland Klein,
Martin Paulus

Universität Trier, FB VI – Biogeographie
Universitätsring 15, D-54286 Trier

Inhaltsverzeichnis

1	Umweltprobenbank des Bundes	2
2	Zielsetzung dieser Richtlinie	2
3	Funktion der Probenart.....	2
4	Zielkompartimente	3
5	Festlegungen für die Probenahme.....	3
5.1	Artbestimmung	3
5.2	Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen	4
5.3	Auswahl der Individuen und Stichprobengröße	5
5.4	Probenahmezeitraum und -häufigkeit	5
5.5	Gebietsbezogener Probenahmeplan	5
6	Durchführung der Probenahme	6
6.1	Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften.....	6
6.2	Probenahmetechnik	7
7	Biometrische Probencharakterisierung.....	9
8	Literatur	10

Anhang: Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme Probendatenblätter

Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische Charakterisie- rung von Umwelt- und Humanproben

Stand: Juli 2024, V 3.0.0

1 Umweltprobenbank des Bundes

Die Umweltprobenbank des Bundes (UPB) ist ein Instrument der Umweltbeobachtung des Bundesumweltministeriums unter fachlicher und administrativer Koordinierung des Umweltbundesamtes (UBA). Die UPB sammelt ökologisch repräsentative Umweltproben sowie Humanproben, lagert sie ein und untersucht sie auf umweltrelevante Stoffe.

Grundlage des Betriebs der UPB sind spezifische Verfahrensrichtlinien sowie die Konzeptionen der UPB (Umweltbundesamt 2008, 2014, 2023).

Die Langzeitlagerung erfolgt unter Bedingungen, die eine Zustandsveränderung oder einen Verlust chemischer Eigenschaften über einen Zeitraum von mehreren Jahrzehnten weitestgehend ausschließen. Damit stellt das Archiv Proben für die retrospektive Untersuchung solcher Stoffe bereit, deren Gefährdungspotential für die Umwelt oder die menschliche Gesundheit heute noch nicht bekannt ist.

Umfassende Informationen zur UPB sind unter www.umweltprobenbank.de verfügbar.

2 Zielsetzung dieser Richtlinie

Die Probenahme ist der erste und wichtigste Schritt zur Sicherung der Proben- und Datenqualität. Sie erfolgt nach fachlich begründeten und standardisierten Methoden, um Kontaminationen zu minimieren und den Verlust von chemischen Informationen zu vermeiden. Der besonders hohe Anspruch an Qualitätssicherung ergibt sich aus der außergewöhnlichen Bedeutung der Proben als Archivmaterial. Repräsentativität und Reproduzierbarkeit der Proben sind Voraussetzung für die Vergleichbarkeit der Untersuchungsergebnisse in Zeit und Raum.

Die vorliegende Richtlinie stellt die Fortschreibung der Fassung von Teubner *et al.* (2018) dar.

Der Transport und die weiterführende Probenbearbeitung, die Lagerung sowie die chemische Charakterisierung hat nach den gültigen Richtlinien der UPB zu erfolgen.

3 Funktion der Probenarten

Die Dreikant- oder Wandermuschel *Dreissena polymorpha* (Pallas, 1771) und die Quaggamuschel *Dreissena rostriformis bugensis* (Andrusov, 1897) sind invasive Arten, die aus der Pontokaspis (Son 2007) stammen. Der taxonomische Status der Quaggamuschel wurde vielfach diskutiert und geändert (u.a. Rosenberg und Ludyanskiy 1994, Stepien *et al.* 2014). In dieser Richtlinie wird, dem Vorschlag von Karatayev und Burlakova (2022) folgend, der von den meisten Wissenschaftlern akzeptierte Name *Dreissena rostriformis bugensis* für die Quaggamuschel genutzt.

Während die Dreikantmuschel bereits im späten 18. Jahrhundert ihren Verbreitungsraum vergrößerte (Kinzelbach 1992), begann die Quaggamuschel erst in den 1940er Jahren ihre Expansion (Orlova 2014). Der erste Nachweis der Quaggamuschel für Westeuropa stammt von einer UPB-Probenahme fläche aus dem Jahr 2004 (Paulus *et al.* 2014). Die Einschleppung der Quaggamuschel in Gewässer, die bereits von Dreikantmuscheln besiedelt sind, führt häufig zu einem starken Rückgang der Dreikantmuschelpopulation (Ram *et al.* 2012, Strayer *et al.* 2019) innerhalb von vier bis zwölf Jahren, ohne dass die Dreikantmuschel vollständig verdrängt wird (Karatayev und Burlakova 2022).

Dreikant- und Quaggamuscheln filtrieren ihre Nahrung aus dem Wasser. Sie besteht überwiegend aus Phyto- und Zooplankton (Kissman *et al.* 2010) sowie planktonische Bakterien (Cotner *et al.* 1995, Makhutova *et al.* 2012) und Detrituspartikeln (Makhutova *et al.* 2012). Quaggamuscheln haben eine höhere Filtrationsrate als Dreikantmuscheln (Haltinger *et al.* 2023); nach Diggins (2001) filtrieren sie sogar bis zu 37% schneller.

Beide *Dreissena*-Arten sind durch die kontinuierliche Durchströmung der Mantelhöhle mit Wasser sowie durch die große Oberfläche der Kiemen in der Lage, eine breitgefächerte Palette von organischen und anorganischen Stoffen sowohl in partikulärer als auch in gelöster Form aus dem Wasser aufzunehmen und zu akkumulieren. Deshalb können sie zum Nachweis der Bioverfügbarkeit von Substanzen in der Umwelt eingesetzt werden. Darüber hinaus können *Dreissena*-Muscheln auch als

natürliche eDNA (environmental desoxyribonucleic acid)-Filter für z.B. Biodiversitätsmonitoring genutzt werden (Weber *et al.* 2022).

Die Dreikantmuschel wird aufgrund hoher Populationsdichten als Monitoringorganismus in verschiedenen Ländern eingesetzt (Balogh *et al.* 2022, Bashnin 2019, Benito *et al.* 2017, Kerambrun *et al.* 2016, Pastorino *et al.* 2021, Shoults-Wilson *et al.* 2015). Die Quaggamuschel wird zwar auch als Monitoringorganismus genutzt (Bai und Acharya 2018, Baldwin *et al.* 2020, Evariste *et al.* 2018), ist aber aufgrund ihrer erst kurzen Expansionszeit insbesondere in Westeuropa noch nicht als solcher etabliert. Die Verfügbarkeit der jeweiligen Art entscheidet letzten Endes darüber, welche von beiden Arten in einer Monitoringstudie eingesetzt wird.

In der Umweltprobenbank des Bundes vertreten Dreikant- und Quaggamuscheln die Stufe der limnischen Konsumenten erster Ordnung.

Folgende Gründe sprechen für die Eignung der Arten als Bioindikatoren:

- Sie besitzen eine weite Verbreitung.
- Durch die sessile Lebensweise der adulten Muscheln ist eine hohe Standorttreue bei mehrjähriger Lebensdauer garantiert.
- Sie treten oft in hohen Populationsdichten und Biomassen auf.
- Sie akkumulieren gelöste und partikuläre Stoffe durch Filtration aus dem umgebenden Medium.
- Sie besitzen eine große ökologische Valenz: Sie kommen in Still- und Fließgewässern unterschiedlicher Trophiegrade vor, ertragen Brackwasser und überstehen kurzfristiges Trockenfallen.
- Sie sind leicht zu manipulieren, d.h. sowohl für aktives Monitoring (Exposition mit Jungmuscheln besiedelter Substrate) als auch für Toxizitäts- und Wirkungstests geeignet.
- Sie dienen einer Reihe von zum Teil auch wirtschaftlich genutzten Fischarten als Nahrung, wozu auch der Brassen zählt, der ebenfalls eine Probenart der UPB ist.

4 Zielkompartimente

Als Probe wird der Weichkörper der Dreikant-/Quaggamuschel einschließlich des enthaltenen Atemwassers und des Darminhaltes verwendet. Atemwasser und Darminhalt verbleiben als Probenbestandteile in den Muscheln, da eine Hälterung der Muscheln zur Abgabe des Atemwassers bzw. zur Darmentleerung nicht praktikabel ist und mit einem Kontaminationsrisiko für die Proben verbunden wäre.

5 Festlegungen für die Probenahme

5.1 Artbestimmung

In den Probenahmegebieten der UPB erreichen die Dreikantmuscheln Längen von bis zu 40 mm und Quaggamuscheln von bis zu 35 mm. Die typische Lebensdauer von Dreikant- und Quaggamuscheln beträgt drei bis fünf Jahre bzw. vier bis fünf Jahre (Karatayev und Burlakova 2022).

Dreikant- und Quaggamuscheln sind sich sehr ähnlich, so dass eine große Verwechslungsgefahr besteht. Beide Arten sind sehr variabel in Form, Farbe und Muster der Schalen. Die Farben reichen von weiß über braun bis fast schwarz. Die Schalen können dabei einfarbig sein, mehr oder weniger stark ausgeprägte Streifen oder Zickzacklinien aufweisen.

Verschiedene Untersuchungen zeigen, dass das Akkumulationsverhalten von Dreikant- und Quaggamuscheln unterschiedlich ist und dass es auch kein eindeutiges Muster für bestimmte Schadstoffgruppen gibt (Evariste *et al.* 2018, Kerambrun *et al.* 2018, Potet *et al.* 2016, Mathews *et al.* 2015, Schäfer *et al.* 2012, Rishman und Somers 2005). Daher ist es erforderlich, beide Arten sicher zu unterscheiden und für Schadstoffuntersuchungen zu trennen.

Als Schlüsselmerkmal zur Artunterscheidung kann nach Teubner *et al.* 2016 der Übergang von der ventralen zur dorsalen Schalenseite herangezogen werden, der bei der Dreikantmuschel gewinkelt und bei der Quaggamuschel gerundet ist. Bei der Dreikantmuschel ist hier eine sicht- und fühlbare anterior-posteriore Längskante ausgebildet (Teubner *et*

al. 2016, siehe auch Martens *et al.* 2007, Ram *et al.* 2012). In Abb. 1 sind die wichtigsten äußeren

Schalenmerkmale zur Unterscheidung von Dreikant- und Quaggamuschel dargestellt.

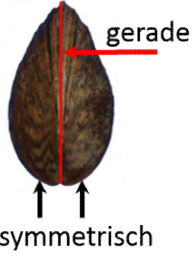
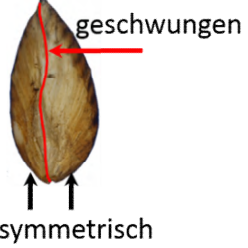
	Schlüsselmerkmal	Weitere Merkmale	
	anterior-posterior	dorsal	lateral
Dreikantmuschel			
Quaggamuschel			

Abb. 1: Wichtige Unterscheidungsmerkmale von Dreikant- und Quaggamuschel

Bei kleinen Muscheln besteht zudem eine Verwechslungsmöglichkeit mit der aus Nordamerika stammenden Brackwassermuschel oder Brackwasser-Dreiecksmuschel *Mytilopsis leucophaeata* (Conrad, 1831), die in Brack- bis Süßwasser vorkommt. *M. leucophaeata* besiedelt hauptsächlich Flussmündungen (Kennedy 2011). Die Brackwassermuschel erscheint länglicher als die Dreikant- und Quaggamuschel und ihr Schalenwirbel (Umbo) ist rundlich, wohingegen er bei den beiden anderen Arten zugespitzt ist (Pathy und Mackie 1993). Sie ist dunkelbraun, kann aber auch Streifen aufweisen (Verween *et al.* 2010). Sicherstes morphologisches Unterscheidungsmerkmal ist jedoch ein dreieckiger bis abgerundeter Zahn (Apophyse) im Schaleninnern unterhalb des Schalenwirbels bei *M. leucophaeata* (Abb. 2), der *D. polymorpha* und *D.r. bugensis* fehlt (Pathy und Mackie 1993).

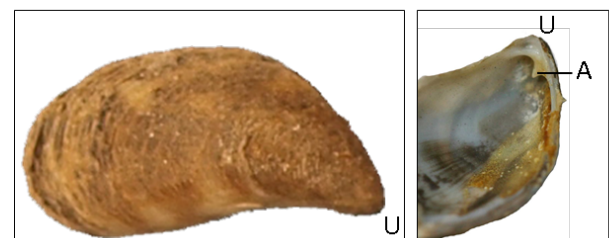


Abb. 2: Außenansicht (links) und Innenteilansicht (rechts) der rechten Schalenhälfte von *M. leucophaeata* aus dem Nord-Ostsee-Kanal (U = Umbo, A = Apophyse)

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahme Flächen

Die Probenahme Flächen müssen repräsentativ für das Ökosystem bzw. den jeweiligen Gebietsausschnitt sein. Das bedeutet, dass sie nicht in unmittelbarer Nähe lokaler Emittenten liegen dürfen.

Bei der Auswahl der Expositionsstellen für besiedelte und unbesiedelte Substrate (Kapitel 6.1) ist

besonders auf eine sichere und möglichst störungsfreie Lage zu achten. Natürliche Störfaktoren, wie zu starke Strömung oder Verschlammungsgefahr, sollten ebenso vermieden werden wie mögliche Störungen durch Schifffahrt oder Vandalismus. Des Weiteren ist ein guter Wasseraustausch sowie eine gesicherte Erreichbarkeit der Expositionsstelle auch unter ungünstigen Witterungs- und Wasserstandsbedingungen wichtig.

Für die Probenahme vom Ufersubstrat sind bei der Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen eine ausreichende Größe, Dichte und Stabilität der Population für eine langfristig gesicherte Probengewinnung wichtig.

Wenn möglich, sollte eine dauerhafte Nutzung und der Zugang zu den Expositionsstellen in Abhängigkeit vom Schutzstatus und den Eigentumsverhältnissen der Probenahmeflächen vertraglich abgesichert werden.

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Aus Gründen der Vergleichbarkeit der Proben muss für das Probenkollektiv eine einheitliche Zielgruppe (Art, Alter, Größe) definiert werden, die neben der Verfügbarkeit der Muscheln auch eine ausreichend hohe Probenmenge garantiert. Beim Einsatz von besiedelten und unbesiedelten Substraten (Kapitel 6.1) ist das Alter des Probenkollektivs durch die vorgegebenen Zeiträume für die Besiedlung und Exposition festgelegt. Bei Muschelbeständen, die von nicht exponierten Substraten beprobt werden, scheidet das Alter als Selektionskriterium aus, da es nicht hinreichend genau bestimmt werden kann.

Ein geeignetes Kriterium zur Reduzierung der natürlichen Variabilität ist die Schalenlänge der Muscheln. Dabei ist zu berücksichtigen, dass das Wachstum der Muscheln je nach Gewässer unterschiedlich ist und daher Angaben zur Längenstruktur der Zielpopulation stets gebietsbezogen festzulegen sind. Aus biologischen Gründen sollten adulte Muscheln ab dem 2. Lebensjahr beprobt werden. Aus praktischen Gründen werden möglichst große Muscheln angestrebt. Um den Weich-

körper in gefrorenem Zustand von der Schale trennen zu können (siehe Kapitel 6.2), sollte die Schalenlänge mindestens 12 mm betragen.

Einen für alle Stoffe gültigen Mindeststichprobenumfang zur Feststellung von zeitlichen und räumlichen Konzentrationsunterschieden gibt es nicht. Für die Betrachtung eines spezifischen Stoffes kann der Mindeststichprobenumfang statistisch (z.B. durch Power-Analyse) geschätzt werden. Aufgrund der niedrigen Weichkörpergewichte wird für die UPB ein Stichprobenumfang von 100 Individuen empfohlen. Für die in der UPB geforderte Probenmenge ist eine deutlich höhere Anzahl an Muscheln notwendig. In Abhängigkeit von der Größe der Muscheln sind zur Gewinnung von 1000 g Weichkörpergewicht durchschnittlich 2000 Dreikantmuscheln bzw. 1500 Quaggamuscheln erforderlich. Um auch bei kleinen Muscheln die nötige Menge an Weichkörpern gewinnen zu können, müssen insgesamt etwa 3 bis 4 kg Rohmuscheln beprobt werden.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Die Laichzeit der Muscheln ist durch eine starke physiologische Dynamik und Schwankungen der Biomasse geprägt und deshalb für eine reproduzierbare Probenahme nicht geeignet. Sie dauert in warmen polymiktischen Gewässern etwa von Mai/Juni bis August/September (Karatayev und Burlakova 2022). Die Probenahme sollte daher nach der Laichzeit ab Mitte September bis Ende Dezember durchgeführt werden (Klein *et al.* 1995).

5.5 Gebietsbezogener Probenahmeplan

Auf der Grundlage der Probenahmerichtlinie müssen für die einzelnen Probenahmegebiete bzw. -flächen spezifische Festlegungen getroffen werden, die in einem gebietsbezogenen Probenahmeplan dokumentiert sind. Dies betrifft u.a.:

- Lage und Abgrenzung der Probenahmeflächen,
- zu sammelnde Größenklasse,
- erforderlicher Stichprobenumfang,
- Probenahmezeitraum,
- zuständige Genehmigungsstellen.

Bei der Erstellung und Fortschreibung der gebietsbezogenen Probenahmepläne ist das Ziel einer langfristigen und kontinuierlichen Probenahme zu berücksichtigen.

6 Durchführung der Probenahme

Alle bei der Probenahme und biometrischen Probenbeschreibung erhobenen Daten sind in den entsprechenden Probendatenblättern (s. Anhang) zu vermerken. Zu jeder Probenahme ist zudem ein Protokoll mit folgendem Inhalt anzufertigen:

- an der Probenahme beteiligte Personen,
- chronologischer Ablauf der Probenahme,
- die der Probenahme zugrundeliegende Version der Probenahmerichtlinie und des gebietsbezogenen Probenahmeplanes sowie
- Abweichungen von der Probenahmerichtlinie und dem gebietsbezogenen Probenahmeplan.

Zur Probengewinnung für die UPB werden vorzugsweise mit jungen Dreikant- oder Quaggamuscheln besiedelte sowie in den Probenahmeflächen vorexponierte Plattenstapel verwendet (siehe Kapitel 6.1). Ist dies nicht möglich, weil es z. B. kein geeignetes Gewässer für die Besiedelung gibt, werden residente Muschelpopulationen beprobt. Wenn möglich, wird unbesiedeltes Substrat (z. B. unbesiedelte Plattenstapel) an den Probenahmeflächen ausgebracht, auf dem sich die residenten Muscheln ansiedeln können. Falls es keine geeigneten Expositionsstellen gibt oder nicht genügend Muscheln von dem exponierten Substrat gewonnen werden können, werden residente Muscheln vom Ufersubstrat abgesammelt.

6.1 Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften

Für die Geländearbeit:

Besiedlungssubstrat:

- Platten aus additivfreiem Polyethylen (PE), 30 x 30 cm,
- Edelstahlgewindestäbe (12 mm) mit Edelstahlmuttern,
- Schraubenschlüssel,

- Rohrhülsen aus Polytetrafluorethylen (PTFE), PE oder Edelstahl als Abstandshalter, 7 cm
- Edelstahl-Drahtseil,
- Edelstahl-Seilklemmen und -Schrauben,
- Spezial-Drahtschere,
- PE-Kisten mit Deckeln für den Transport der besiedelten Plattenstapel,
- wo notwendig Netze (Maschenweite ca. 10 mm) zum Schutz der Muscheln vor Fressfeinden.

Neben PE und PTFE können auch andere Substrate verwendet werden. Wichtig ist, dass keine Bestandteile des Substrates freigesetzt und im Muschelweichkörper akkumuliert werden.

Probenahme:

- Probendatenblätter,
- Waage (Messbereich mindestens 5 kg, Ableseung auf 1 g),
- Edelstahldrahtkörbe mit maximal 8 mm Maschenweite,
- Edelstahlgefäße mit Deckeln und Spangen,
- kleine Platten oder Folien aus PTFE oder Fluorethylenpropylen (FEP),
- Kryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über Flüssigstickstoff (LIN),
- Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Probenahme von exponiertem Substrat:
 - Edelstahl- oder PTFE-Spatel,
- Probenahme von Ufersubstrat
 - Schutzbekleidung für das Arbeiten im Wasser
 - Sicherungsseile / Rettungswesten

Für die Laborarbeit:

- Probendatenblätter,
- Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung,
- Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Edelstahlbehälter mit Deckel und Spangen,
- Laborwaage (Ableseung auf 1 g) zur Ermittlung der Weichkörpereinwaage,
- Laborwaage (Ableseung auf 0,001 g) zur Ermittlung biometrischer Parameter,
- Messschieber (Ableseung auf 0,1 mm),

- Flüssigstickstoff,
- Isolierbehälter,
- saugfähiges Laborpapier,
- Edelstahl-Pinzetten, Edelstahl-Skalpelhalter mit Klingen,
- puderfreie Laborhandschuhe.

Die Reinigung der Probengefäße und -geräte erfolgt in einer Laborspülmaschine mit chlorfreiem Intensivreiniger im ersten Reinigungsgang. Nach Kalt- und Heißspülung (90 – 95°C) erfolgt eine Neutralisation mit 30%iger Phosphorsäure in warmem Wasser. Anschließend erfolgen Heiß- und Kaltspülgänge mit deionisiertem Wasser. Nach dem Spülen werden die Gefäße bei mindestens 120°C im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend kühlen die Gefäße im geschlossenen Trockenschrank ab. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmeteknik

Einsatz von besiedeltem Substrat

Die Polyethylenplatten werden zu einem Plattenstapel mit Abständen von ca. 7 cm zwischen den einzelnen Platten verschraubt.

Zur Besiedlung werden die gereinigten Plattenstapel zu Beginn der Laichzeit in einem sauberen, gut überwachten Gewässer mit einer stabilen Dreikant- oder Quaggamuschelpopulation exponiert (Abb. 3).

Die Plattenstapel hängen frei im Wasser in einer Tiefe von 2 – 3 m und haben dabei keinen Kontakt zum Gewässerboden, zu möglicherweise kontaminierten Materialien oder Oberflächen. Zur Befestigung werden Edelstahl-Drahtseile verwendet, die mittels Schrauben und Edelstahl-Seilklemmen an geeigneten Befestigungsmöglichkeiten verankert werden.

Die Besiedlung durch frei im Wasser driftende Veliger-Larven erfolgt im späten Frühjahr. Männliche und weibliche Gameten werden von den Dreikantmuscheln ab Wassertemperaturen von 12°C bis 15°C (Borcherding 1991, Boeckman und Bidwell 2014, Kashian und Ram 2014) abgegeben. In polymiktischen mitteleuropäischen Gewässern wird

diese Temperatur in der Regel im Mai oder Juni erreicht. Nach Karatayev und Burlakova (2022) pflanzen sich die Quaggamuscheln in polymiktischen Gewässern wahrscheinlich zur gleichen Zeit fort.

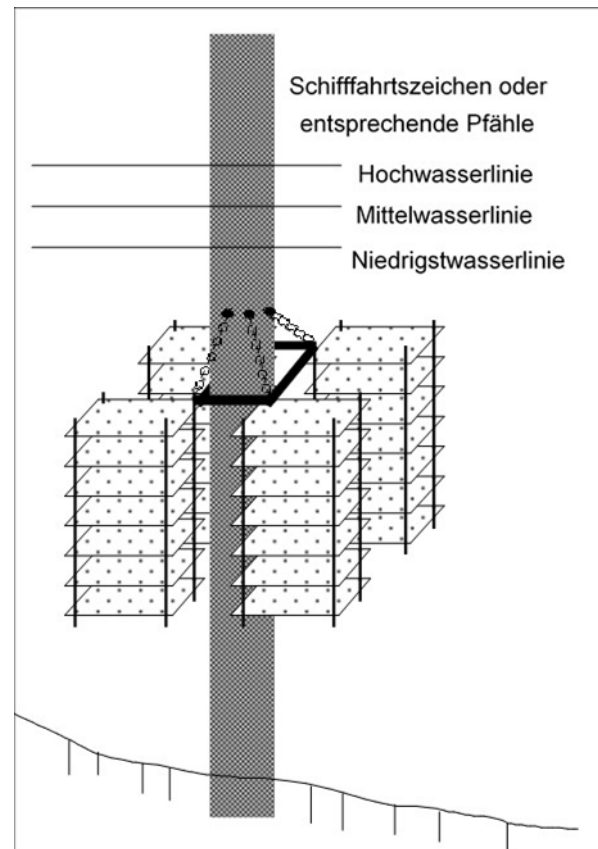


Abb. 3 Beispiel für die Befestigung der Plattenstapel im Gewässer

Im Herbst werden die mit Jungmuscheln besiedelten Plattenstapel entnommen und zu den vorgesehenen Probenahmeflächen transportiert. Zur Vermeidung von Fraßverlusten durch Wasservögel und Fische können die Plattenstapel mit Netzen mit ca. 10 mm Maschenweite umspannt werden, bevor sie an geeigneten Stellen befestigt werden. Die Plattenstapel müssen mindestens ein Jahr vor der Probenahme an der Probenahmeflächen exponiert werden. Hiermit wird gewährleistet, dass die Muscheln in das zu untersuchende Gewässer ihre Hauptwachstumsphase durchlaufen und damit auch dessen Lebensbedingungen und Belastungsniveau widerspiegeln.

Der Transport der Plattenstapel erfolgt in Kisten aus Polyethylen mit Deckel (hohe Luftfeuchte). Dabei dürfen die Temperaturen nicht unter 0°C und nicht wesentlich über 20°C liegen. Je höher die

Temperaturen, umso kürzer sollte die Transportzeit sein, wobei sie generell 2 Tage nicht überschreiten sollte.

Zur Exposition im zu untersuchenden Gewässer werden die besiedelten Plattenstapel an Pfählen, Stegen oder geeigneten Schwimmbojen befestigt. Die Plattenstapel können sowohl einzeln als auch miteinander verbunden ausgebracht werden. Es ist darauf zu achten, dass die Platten nicht im anaeroben Bereich hängen und keinen Kontakt zum Gewässergrund, zu möglicherweise kontaminierten Materialien oder Oberflächen haben. In Fließgewässern sollten die exponierten Substrate nicht in der vollen Strömung hängen.

Zur Probenahme werden die Plattenstapel geborgen und auseinandergeschraubt. Die mit ihren Byssusfäden angehefteten Muscheln werden mittels eines PTFE- oder Edelstahlspatels von den Plattenoberflächen vorsichtig abgelöst und in einem Edelstahlkorb aufgefangen. Die Maschenweite des Korbes sollte maximal 8 mm betragen.

In dem Edelstahlkorb werden die Muscheln mit Habitatwasser manuell von äußeren Verunreinigungen befreit. Leere Schalen und ggf. verletzte Muscheln werden soweit möglich von Hand ausgelesen. Das den Muscheln anhaftende und von diesen abgegebene Wasser wird vor dem Einfrieren so weit wie möglich entfernt. Danach werden die Muscheln in vorher gewogene Edelstahlgefäße überführt. Nach jeder Schicht von ca. 2 bis 3 cm Höhe wird eine dünne Platte oder Folie aus PTFE oder FEP dazwischen gelegt. Diese vereinfacht die spätere Entnahme der tiefgefrorenen Muscheln im Labor. Nach der Befüllung werden die Edelstahlbehälter gewogen, das Muschel-Gesamtgewicht bestimmt und dann sofort in der Gasphase über Flüssigstickstoff tiefgefroren, um die Muscheln schnell abzutöten und veränderungsfrei zu lagern.

Probenahme residenter Dreikant-/ Quaggamuscheln

Steht kein geeignetes Besiedlungsgewässer zur Verfügung oder kann durch den Einsatz besiedelter Plattenstapeln keine ausreichende Probenmenge gewonnen werden, werden residente Dreikant-/ Quaggamuschel-Populationen beprobt. Um das Alter der Muscheln bei der Probenahme bes-

ser abschätzen zu können, wird im Frühjahr Besiedlungssubstrat aktiv an geeigneten Expositionsstellen ausgebracht. Als Besiedlungssubstrat können die bereits beschriebenen Stapel aus Polyethylenplatten verwendet werden. Die Probenahme erfolgt nach eineinhalb Jahren, so dass die Muscheln ihre Hauptwachstumsphase durchlaufen haben und damit die Lebensbedingungen und das Belastungsniveau widerspiegeln.

Gibt es keine geeigneten Expositionsstellen für das Besiedlungssubstrat oder können nicht genügend Muscheln von diesem gewonnen werden, werden natürliche oder nicht durch Oberflächenbehandlung kontaminierte Hartsubstrate nach Dreikant-/ Quaggamuscheln abgesucht (z.B. Steinschüttungen, Felsen, unbehandeltes Holz oder Agglomerationen von Dreikant-/Quaggamuscheln, sogenannten Drusen). Nicht geeignet sind Eisen, Stahl, Kunststoff, Asphalt oder imprägniertes Holz. Die Art des besammelten Substrates ist zu dokumentieren. Die Größe der Flächen richtet sich nach der Dichte des Vorkommens der Dreikant- oder Quaggamuscheln.

Die Muscheln der Zielpopulation werden manuell von geeigneten Flächen gewonnen, in Edelstahldrahtkörben gesammelt und im Habitatwasser gereinigt. Die weitere Behandlung erfolgt analog der von den Platten abgesammelten Muscheln.

Aufarbeitung im Labor

Der für die Weichkörper bestimmte Edelstahlbehälter wird vorgewogen, mit der zugehörigen Probenidentifikation gekennzeichnet und in einem Kryobehälter über Flüssigstickstoff vorgekühlt.

Als Probe wird der gesamte Inhalt der Muschelschalen inklusive Atemwasser gewonnen. Das Atemwasser könnte nur durch Auftauen der Muscheln entfernt werden, was den Anforderungen der UPB widerspricht.

Die Trennung von Schale und Weichkörper inklusive Atemwasser geschieht im Labor an einem Reinluft-Arbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefiltration (Clean-Bench) im gefrorenen Zustand, ohne dass die Weichkörper inklusive Atemwasser während der Sektion auftauen. Hierfür wird jeweils

ein Teil der Rohmuscheln vorsichtig aus dem Probengefäß entnommen und in einen über Flüssigstickstoff gekühlten Edelstahlbehälter überführt.

Dann werden ca. 10 Rohmuscheln zum oberflächlichen Antauen auf die Arbeitsfläche gelegt. Wenn der auf den Schalen gebildete Reif abzutauen beginnt, werden die Schalen mit einem Skalpell oder einer spitzen Pinzette geöffnet. Fest gefrorene Weichkörper inklusive Atemwasser werden mit einer Pinzette entnommen; angetaute oder beschädigte Weichkörper werden verworfen. Die seziierten Weichkörper werden für die Dauer der Sektion aller Muscheln in einem mit Flüssigstickstoff gefülltem Edelstahlgefäß zwischengelagert.

Nach Abschluss der Sektion werden die Weichkörper in das vorgekühlte Probengefäß ohne Flüssigstickstoff überführt und die Probeneinwaage wird ermittelt.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Die biometrische Probencharakterisierung wird für jede Probenahmetechnik (siehe Probendatenblatt 2.1 und 2.2) an jeweils 50 gefrorenen Muscheln im Labor durchgeführt. Bestimmt werden Länge, Breite und Höhe der Schalen sowie das Frischgewicht der ganzen Muschel mit Atemwasser, das Frischgewicht des Weichkörpers sowie das der Schale.

Da die Bestimmung des Weichkörper-Frischgewichtes eingefrorener Muscheln erheblichen Fehlerrisiken unterliegt, muss zur Vermeidung systematischer und zur Minimierung zufälliger Fehler die folgende Standardisierung des Verfahrens eingehalten werden:

Zur Bestimmung des Frischgewichts mit Atemwasser werden Muscheln im gefrorenen Zustand einzeln aus dem Probenbehälter entnommen, mit saugfähigem Laborpapier von anhaftendem Reif und ggfs. anhaftenden Verunreinigungen befreit und sofort gewogen (Ablesung auf 0,001 g).

Die Muscheln werden auf Laborpapier mit der Schalenöffnung nach unten ausgelegt. Entsprechend der Tab. 1 wird die Auftauzeit zur Bestim-

mung des Weichkörpergewichts ermittelt. Während des Auftauens werden die Länge, Breite und Höhe der Schalen mit einem Messschieber (Ablesung auf 0,1 mm) gemessen.

Als Weichkörpergewicht wird das Gewicht des Weichkörpers zu dem Zeitpunkt definiert, zu dem der Muschelnkörper vollständig aufgetaut und das Atemwasser ausgelaufen ist, die Verluste an Gewebeflüssigkeit aber minimal sind.

Die Zeit von der Entnahme aus dem Lagergefäß bis zum vollständigen Auftauen ist von der Größe der Muschel sowie von der Umgebungstemperatur abhängig. Die Auftauzeit ist zu dem Zeitpunkt erreicht, an dem die rasche Gewichtsabnahme durch Auslaufen des aufgetauten Atemwassers in eine wesentlich langsamere Gewichtsabnahme übergeht, die durch Verdunstung des Gewebewassers verursacht wird. Bei einer Raumtemperatur von 20 – 22°C wurden folgende Auftauzeiten in Relation zum Frischgewicht mit Atemwasser empirisch ermittelt (Tab. 1).

Tab. 1: Auftauzeit in Abhängigkeit vom Frischgewicht mit Atemwasser für die Bestimmung des Weichkörpergewichts

Frischgewicht mit Atemwasser [g]	Auftauzeit [min]
0,2	22
0,4	25
0,6	28
0,8	30
1,0	34
1,4	38
1,6	40
2,0	42
2,5	45
3,0	48
3,5	50
4,0	54
4,5	55
5,0	56
6,0	60

Nach der gewichtsabhängigen Auftauzeit (Tab. 1) wird das Weichkörpergewicht bestimmt. Dafür wird der Weichkörper mit Skalpell und Pinzette aus der Muschelschale entnommen, in einer vorgewogenen Schale aufgefangen und zur Vermeidung von

Verdunstungsverlusten sofort gewogen (Ablesung auf 0,001 g). Danach wird die Muschelschale ebenfalls gewogen (Ablesung auf 0,001 g).

Nach Abschluss der biometrischen Charakterisierung werden diese Muscheln verworfen.

In den archivierten Muschelproben der UPB, die für die chemische Charakterisierung und retrospektive Untersuchungen bereitgestellt werden, ist das Atemwasser enthalten. Deshalb sind die Konzentrationen von Inhaltsstoffen der UPB-Proben gegenüber den Ergebnissen anderer Untersuchungen, bei denen die Muscheln oft im frischen Zustand seziiert werden, verdünnt.

Mit den hier erhobenen Parametern kann jedoch der durchschnittliche Atemwassergehalt jeder Probe ermittelt und die Ergebnisse entsprechend umgerechnet werden.

8 Literatur

- Bai X.L. und Acharya K. (2019): Uptake of endocrine-disrupting chemicals by quagga mussels (*Dreissena bugensis*) in an urban-impacted aquatic ecosystem. *Environmental Science and Pollution Research*, 26(1), 250-258
- Baldwin A.K., Spanjer A.R., Rosen M.R. und Thom T. (2020): Microplastic in Lake Mead National Recreation Area, USA: Occurrence and biological uptake. *Plos One*, 15(5), e0228896
- Balogh C., Kobak J., Kovacs Z., Serfozo J., Farago N. und Serfozo Z. (2022): Contribution of invasive bivalves (*Dreissena* spp.) to element distribution: phase interaction, regional and seasonal comparison in a large shallow lake. *Biogeochemistry*, 158(1), 91-111
- Bashnin T., V. Verhaert M., De Jonge L., Vanhaecke, J. Teuchies und Bervoets I. (2019): Relationship between pesticide accumulation in transplanted zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) and community structure of aquatic macroinvertebrates. *Environmental Pollution*, 252, 591-598
- Benito M., Mosteo R., Rubio E., LaPlante D., Ormad M.P. und Goni P. (2017): Bioaccumulation of inorganic elements in *Dreissena polymorpha* from the Ebro River, Spain: Could zebra mussels be used as a bioindicator of the impact of human activities? *River Research and Applications*, 33(5), 718-728
- Boeckman C.J. und Bidwell J.R. (2014): Density, growth, and reproduction of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) in two Oklahoma reservoirs. In: Nalepa T.F. und Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 369-382. CRC Press, Boca Raton
- Borcherding J. (1991): The annual reproductive cycle of the freshwater mussel *Dreissena polymorpha* Pallas in lakes. *Oecologia*, 87, 208-218
- Cotner J.B., Gardner W.S., Johnson J.R., Sada R.H., Cavaletto J.F. und Heath R.T. (1995): Effects of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) on bacterioplankton: Evidence for both size-selective consumption and growth stimulation. *Journal of Great Lakes Research*, 21(4), 517-528
- Diggins T.P. (2001): A seasonal comparison of suspended sediment filtration by quagga (*Dreissena bugensis*) and zebra (*D. polymorpha*) mussels. *Journal of Great Lakes Research*, 27(4), 457-466
- Evariste L., David E., Cloutier P.-L., Brousseau P., Auffret M., Desrosiers M., Groleau P.E., Fournier M. und Betoulle S. (2018): Field biomonitoring using the zebra mussel *Dreissena polymorpha* and the quagga mussel *Dreissena bugensis* following immunotoxic responses. Is there a need to separate the two species? *Environmental Pollution*, 238, 706-716
- Haltinger L., Rossbacher S., Alexander J., Dennis S.R. und Spaak P. (2023): Life in a changing environment: dreissenids' feeding response to different temperature. *Hydrobiologia*, 850, 4879-4890
- Karatayev A. Y. und Burlakova L.E. (2022): What we know and don't know about the invasive zebra (*Dreissena polymorpha*) and quagga (*Dreissena rostriformis bugensis*) mussels. *Hydrobiologia*, <https://doi.org/10.1007/s10750-022-04950-5>
- Kashian D.R. und Ram J.L. (2014): Chemical regulation of dreissenid reproduction. In: Nalepa T.F. und Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 461-469. CRC Press, Boca Raton
- Kennedy V.S. (2011): The invasive dark falsemussel *Mytilopsis leucophaea* (Bivalvia: Dreissenidae): a literature review. *Aquatic Ecology*, 45, 163-183
- Kerambrun E., Delahaut L., Geffard A. und David E. (2018): Differentiation of sympatric zebra and quagga mussels in ecotoxicological studies: A comparison of morphometric data, gene expression, and body metal concentrations. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 154, 321-328
- Kerambrun E., Ladeiro M., Palos M., Bigot-Clivot A., Dedourge-Geffard O., Dupuis E., Villena I., Aubert D. und Geffard A. (2016): Zebra mussel as a new tool to show evidence of freshwater contamination by waterborne *Toxoplasma gondii*. *Journal of Applied Microbiology*, 120(2), 498-508
- Kinzelbach R. (1992): The main features of the phylogeny and dispersal of the zebra mussel *Dreissena polymorpha*. In: Neumann D. und Jenner H.A. (Hrsg.): *The zebra mussel Dreissena polymorpha: ecology, biological, monitoring and first applications in the water quality management*. *Limnologie Aktuell*, Band 4, S. 5-17. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart Jena New York
- Kissman C.E.H., Knoll L.B. und Sarnelle O. (2010): Dreissenid mussels (*Dreissena polymorpha* and *Dreissena bugensis*) reduce microzooplankton biomass in thermally stratified lakes. *Limnology and Oceanography*, 55(5), 1851-1859

- Klein R., Krotten J., Marthaler L., Sinnewe C. und Dittmann J. (1995): Biomonitoring und Umweltprobenbank - III. Die Abhängigkeit des Informationsgehaltes limnischer Akkumulationsindikatoren vom Zeitpunkt der Probenahme. *Umweltwissenschaften und Schadstoff-Forschung*, 7(2), 115-126
- Makhutova O.N., Pryanichnikova E.G. und Lebedeva I.M. (2012): Comparison of nutrition range in *Dreissena polymorpha* and *Dreissena bugensis* mussels by biochemical markers. *Contemporary Problems of Ecology*, 5(4), 459-469
- Matthews J., Schipper A.M., Hendriks A.J., Le T.T.Y., de Vaate A.B., van der Velde G. und Leuven R.S.E.W. (2015): A dominance shift from the zebra mussel to the invasive quagga mussel may alter the trophic transfer of metals. *Environmental Pollution*, 203, 183-190
- Martens A., Grabow K. und Schoolmann G. (2007): Die Quagga-Muschel *Dreissena rostriformis bugensis* (Andrusov, 1897) am Oberrhein (Bivalvia: Dreissenidae). *Lauterbornia*, 61, 145-152
- Orlova M.I. (2014): Origin and spread of quagga mussels (*Dreissena rostriformis bugensis*) in eastern Europe with notes on size structure of populations. In: Nalepa T.F. and Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 93-102. CRC Press, Boca Raton
- Pathy D.A. und Mackie G.L. (1993): Comparative shell morphology of *Dreissena polymorpha*, *Mytilopsis leucophaeata*, and the "quagga" mussel (Bivalvia: Dreissenidae) in North America. *Canadian Journal of Zoology*, 71, 1012-1023
- Paulus M., Teubner D., Hochkirch A. und Veith M. (2014): Journey into the past: Using cryogenically stored samples to reconstruct the invasion history of the quagga mussel (*Dreissena rostriformis*) in German river systems. *Biological Invasions*, 16, 2591-2597
- Pastorino P., Prearo M., Anselmi S., Menconi V., Bertoli M., Dondo A., Pizzful E. und Renzi M. (2021): Use of zebra mussel *Dreissena polymorpha* (Mollusca, Bivalva) as a bioindicator of microplastic pollution in freshwater ecosystems: A case study from Lake Iseo (North Italy). *Water*, 13, 434
- Potet M., Devin S., Pain-Devin S., Rousselle P. und Giamberini L. (2016): Integrated multi-biomarker responses in two dreissenid species following metal and thermal cross-stress. *Environmental Pollution*, 218, 39-49
- Ram J.L., Karim A.S., Banno F. und Kashian D.R. (2012): Invading the invaders: reproductive and other mechanisms mediating the displacement of zebra mussels by quagga mussels. *Invertebrate Reproduction & Development*, 56(1), 21-32
- Richman L. und Somers K. (2005): Can we use zebra and quagga mussels for biomonitoring contaminants in the Niagara River? *Water Air and Soil Pollution*, 167(1-4), 155-178
- Rosenberg G. und Ludyanskiy M.L. (1994): A nomenclature review of *Dreissena* (Bivalvia: Dreissenidae), with identification of the quagga mussel as *Dreissena bugensis*. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 51, 1474-1484
- Schäfer S., Hamer B., Treursic B., Mohlenkamp C., Spira D., Korlevic M., Reifferscheid G. und Claus E. (2012): Comparison of bioaccumulation and biomarker responses in *Dreissena polymorpha* and *D. bugensis* after exposure to resuspended sediments. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 62(4), 614-627
- Shoults-Wilson W.A., Elsayed N., Leckrone K. und Unrine J. (2015): Zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) as a biomonitor of trace elements along the southern shoreline of Lake Michigan. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 34(2), 412-419
- Son M.O. (2007): Native range of the zebra mussel and quagga mussel and new data on their invasion within the Ponto-Caspian Region. *Aquatic Invasions*, 2(3), 174-184
- Stepien C.A., Grigorovich I.A., Gray M.A., Sullivan T.J., Yerga-Woolwine S. und Kalayci G. (2014): Evolutionary, biogeographic, and population genetic relationships of *Dreissenid* mussels, with revision of component taxa. In: Nalepa T. and Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 403-444. CRC Press, Boca Raton
- Strayer D.L., Adamovich B.V., Adrian R., Aldridge D.C., Balogh C., Burlakova L.E., Fried-Petersen H.B., Tóth L.G., Hetherington A. L., Jones T.S., Karatayev A.Y., Madill J.B., Makarevich O.A., Marsden J.E., Martel A.L., Minchin D., Nalepa T.F., Noordhuis R., Robinson T.J., Rudstam L.G., Schwalb A.N., Smith D.R., Steinman A.D. und Jeschke J.M. (2019): Long-term population dynamics of dreissenid mussels (*Dreissena polymorpha* and *D. rostriformis*): a cross-system analysis. *Ecosphere* 10(4): e02701. 10.1002/ecs2.2701:
- Teubner D., Klein R., Tarricone K. und Paulus M. (2018): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*). www.umweltprobenbank.de
- Teubner D., Wesslein A.K., Browne Rønne P., Veith M., Frings C. und Paulus M. (2016): Is a visuo-haptic differentiation of zebra mussel and quagga mussel based on a single external morphometric shell character possible? *Aquatic Invasions*, 11(2), 145-154
- Umweltbundesamt (Hrsg.) (2008): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2008); www.umweltprobenbank.de
- Umweltbundesamt (Hrsg.) (2014): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2014); www.umweltprobenbank.de
- Umweltbundesamt (Hrsg.) (2023): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Juli 2023); www.umweltprobenbank.de

- Verweem A., Vincx M. und Degraer S. (2010): *Mytilopsis leucophaeta*: the brackish water equivalent of *Dreissena polymorpha*? A review. In: Van der Velde G., Ragagopal S und Bij de Vaate A (Hrsg.): *The zebra mussel in Europe*. S. 29-43. Backhuys Publishers, Leiden
- Weber S., Junk I., Brink L., Wörner M., Künzel S., Veith M., Teubner D., Klein R., Paulus M. und Krehenwinkel H. (2023): Molecular diet analysis in mussels and other metazoan filter feeders and an assessment of their utility as natural eDNA samplers. *Molecular Ecology Resources*, 23, 71-485

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart	Dreikantmuschel (<i>Dreissena polymorpha</i>) / Quaggamuschel (<i>D. rostriformis bugensis</i>)
Zielkompartimente	Weichkörper, tiefgefroren präpariert inklusive Atemwasser und Darminhalt
Probenindividuen	Muscheln der im gebietsbezogenen Probenahmeplan festgelegten Größenklasse (ab 12 mm Schalenlänge)
Stichprobenumfang	mindestens 100 Individuen
Probenmenge für die UPB	für eine Probenmenge von 1.000 g Weichkörper ist die Entnahme von 3 bis 4 kg Rohmuscheln erforderlich
Probenahmezeitraum	Mitte September bis Ende Dezember
Probenahmehäufigkeit	1 Probenahme pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung für den Einsatz von besiedelten/unbesiedeltem PE-Plattenstapeln	• Platten aus additivfreiem Polyethylen, 30 x 30 cm • Edelstahlgewindestäbe (12 mm) und -Muttern, Schraubenschlüssel • Rohrhülsen aus PTFE, PE oder Edelstahl als Abstandshalter, 7 cm • Edelstahl -Drahtseil zur Befestigung • Edelstahl-Seilklemmen und Schrauben, Spezial-Drahtschere • Netze mit Maschenweiten ca. 10 mm zum Schutz der besiedelten Platten vor Fressfeinden der Muscheln • PE-Kisten mit Deckel zum Transport von besiedeltem Substrat
Erforderliche Ausrüstung für die Probenahme (PN)	• Probendatenblätter • Waage (Messbereich mindestens 5 kg, Ablesung auf 1 g) • Edelstahldrahtkörbe mit maximal 8 mm Maschenweite • Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff • PN von Plattenstapeln: Spatel aus Edelstahl oder PTFE • PN von Ufersubstrat: Schutzbekleidung für das Arbeiten im Wasser • Sicherungsseile / Rettungsweste
Probenverpackung	• Edelstahlbehälter mit Deckel und Spangen • kleine Platten oder Folien aus PTFE oder FEP
Probentransport und -zwischenlagerung	Kryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN)
Erforderliche Ausrüstung für die Laborarbeit	• Probendatenblätter • Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung • Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff • Edelstahlbehälter mit Deckel und Spangen • Laborwaage (Ablesung auf 1 g) • Laborwaage (Ablesung auf 0,001 g) • Messschieber (Ablesung auf 0,1 mm) • Isolierbehälter für Probengefäße mit Flüssigstickstoff • Flüssigstickstoff • Edelstahl-Pinzetten, Edelstahl-Skalpellhalter mit Klingen • saugfähiges Laborpapier • puderfreie Laborhandschuhe

Biometrische Proben- charakterisierung an 50 Muscheln je Probenah- meteknik	• Schalenlänge, -breite, -höhe (Ablesung auf 0,1 mm) • Frischgewicht mit Atemwasser (Ablesung auf 0,001 g) • Weichkörpergewicht (Ablesung auf 0,001 g) • Schalengewicht (Ablesung auf 0,001 g)
--	---

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES	
Probendatenblatt 1: Entnahmestelle(n)	
Dreikantmuschel (<i>Dreissena polymorpha</i>) / Quaggamuschel (<i>D. rostriformis bugensis</i>)	
Identifikation: ____ / X / ____ / ____ / ____ / ____ Probenart Probenzustand Entnahmedatum (MM/JJ) Probenahmegebiet (PNG) Gebietsausschnitt (GA) Probenahmefläche (PNF) Zusatzangabe	
Probenahmefläche (Klartext): _____	
Beprobte Entnahmestellen (ES) (Nummer der ES und Bezeichnung): 	
Anmerkungen: _____ _____ _____	
Probenahmeleiter: _____	
Notizen: _____ _____ _____ _____ _____ _____	

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 2.1: Probenzusammensetzung Rohmuscheln

Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*) / Quaggamuschel (*Dreissena rostriformis bugensis*)

Identifikation:

____ / X / ____ / ____ / ____

Probenahmetechnik	Substrattyp	Nummer ES	PN-Datum	Nummer Edelstahlgefäß (ESG)	Gewicht [g]	Priorität Aufarbeitung
☐ Einsatz von besiedeltem Substrat Datum _____ Dauer [Monate] _____	☐ Polyethylen-Platten ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Rohmuscheln _____	
☐ Einsatz von besiedeltem Substrat Datum _____ Dauer [Monate] _____	☐ Polyethylen-Platten ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Rohmuscheln _____	
Probenahme residenter Muscheln von ☐ exponiertem Substrat ☐ Ufersubstrat	☐ Polyethylen-Platten ☐ steiniges Natursubstrat ☐ steiniges Kunstsubstrat ☐ Holz ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Rohmuscheln _____	
Probenahme residenter Muscheln von ☐ exponiertem Substrat ☐ Ufersubstrat	☐ Polyethylen-Platten ☐ steiniges Natursubstrat ☐ steiniges Kunstsubstrat ☐ Holz ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Rohmuscheln _____	

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 2.2: Probenzusammensetzung

Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*) / Quaggamuschel (*Dreissena rostriformis bugensis*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

Probenahmetechnik	Substrattyp	Nummer ES	PN-Datum	Nummer ESG	Gewicht [g]	Nummern Biometrie
☐ Einsatz von besiedeltem Substrat _____ Datum Dauer [Monate]	☐ Polyethylen-Platten ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Weichkörper _____	
☐ Einsatz von besiedeltem Substrat _____ Datum Dauer [Monate]	☐ Polyethylen-Platten ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Weichkörper _____	
Probenahme residenter Muscheln von ☐ exponiertem Substrat ☐ Ufersubstrat	☐ Polyethylen-Platten ☐ steiniges Natursubstrat ☐ steiniges Kunstsubstrat ☐ Holz ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Weichkörper _____	
Probenahme residenter Muscheln von ☐ exponiertem Substrat ☐ Ufersubstrat	☐ Polyethylen-Platten ☐ steiniges Natursubstrat ☐ steiniges Kunstsubstrat ☐ Holz ☐ Sonstiges: _____				ESG leer _____ ESG voll _____ Weichkörper _____	

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES Probendatenblatt 3: Probenbeschreibung Dreikantmuschel (<i>Dreissena polymorpha</i>) / Quaggamuschel (<i>D. rostriformis bugensis</i>)
--

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES Probendatenblatt 3: Probenbeschreibung Dreikantmuschel (<i>Dreissena polymorpha</i>) / Quaggamuschel (<i>D. rostriformis bugensis</i>)
--

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES Probendatenblatt 3: Probenbeschreibung Dreikantmuschel (<i>Dreissena polymorpha</i>) / Quaggamuschel (<i>D. rostriformis bugensis</i>)
--

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

PN-Technik:	Expositionsdauer:
--------------------	--------------------------

PN-Technik:	Expositionsdauer:
--------------------	--------------------------

[illegible]

Nr. von	Nr. bis	Datum: TT.MM.JJ	Bearbeiter(in)	Unterschrift

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll

Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*) / Quaggamuschel (*D. rostriformis bugensis*)

Probenahmegebiet: _____ Identifikation: _____

Zugrundeliegende Fassung der Probenahmerichtlinie _____ . _____ . _____

Zugrundeliegende Fassung des Probenahmeplanes _____ . _____ . _____

1. Ziel der Probenahme: _____

2. Tatsächlicher Probenahmezeitraum:

Beginn		Ende		Leitung	Bemerkungen
Datum	Uhrzeit	Datum	Uhrzeit		

3. Teilnehmer: Interne _____

Externe _____

4. Checkliste zum Probenahmeplan und zur Probenahmerichtlinie: ☒ eingehalten

- | | |
|---|--|
| ☐ 4.1 Probenahmezeitraum | ☐ 4.6 Probenahmetechnik/Fangmethode |
| ☐ 4.2 Probenahmefläche und Entnahmestelle (Auswahl/Abgrenzung) | ☐ 4.7 Probenmenge |
| ☐ 4.3 Auswahl der Probenindividuen und Stichprobengröße | ☐ 4.8 Datenerhebung |
| ☐ 4.4 Technische Vorbereitungen | ☐ 4.9. Transport und Zwischenlagerung |
| ☐ 4.5 Reinigungsvorschriften für Verpackungen | |

Nummer, Art und Grund der Abweichung als Klartext:

Bemerkungen: _____

Protokollführer

_____._____._____
Datum

Unterschrift