



Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung



Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*)

Diana Teubner, Roland Klein, Kathrin Tarricone, 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	5
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 Charakterisierung von Umwelt- und Humanproben

Stand: September 2018 V 2.1.1

1 Umweltprobenbank des Bundes

Die Umweltprobenbank des Bundes (UPB) ist ein Instrument der Umweltbeobachtung des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit (BMU) unter fachlicher und administrativer Koordination 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).

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 Wagner *et al.* (2003) 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 Probenart

Die Dreikant- oder Wandermuschel *Dreissena polymorpha* (Pallas, 1771) ernährt sich überwiegend von pflanzlichen und tierischen Planktonorganismen sowie Bakterien und Detrituspartikeln, die sie in einem Größenspektrum zwischen 1 und 40 µm aus dem Wasser herausfiltriert. Durch die kontinuierliche Durchströmung der Mantelhöhle mit Wasser sowie die große Oberfläche der Kiemen steht sie dabei in engem Kontakt zu ihrer Umwelt. Dadurch ist *D. polymorpha* 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 kann sie zum Nachweis der Bioverfügbarkeit von Substanzen in der Umwelt eingesetzt werden. Hinzu kommt, dass die aus der Pontokaspis stammende Art aufgrund ihres expansiven Verhaltens inzwischen in weiten Teilen Europas und Nordamerikas in meist großen Populationsdichten verfügbar ist. Sie spielt daher in zahlreichen Monitoringstudien auch außerhalb ihres Heimatgebietes eine wichtige Rolle, z.B. in Belgien (Bervoets *et al.* 2005, Voets *et al.* 2009, de Jonge *et al.* 2012), Frankreich (Bourgeault und Gourlay-France 2013, Chatel *et al.* 2015, Kerambrun *et al.* 2016), Italien (Riva *et al.* 2010, Parolini *et al.* 2013, Poma *et al.* 2014), Spanien (Alcaraz *et al.* 2011, Benito *et al.* 2017) und den USA (Blackwell *et al.* 2013, Kimbrough *et al.* 2014, Shoults-Wilson *et al.* 2015).

In der Umweltprobenbank des Bundes vertritt *D. polymorpha* die Stufe der limnischen Konsumenten erster Ordnung.

Folgende Gründe sprechen für die Eignung der Art als Bioindikator:

- Sie besitzt eine weite Verbreitung.
- Durch die sessile Lebensweise der adulten Muscheln ist eine hohe Standorttreue bei mehrjähriger Lebensdauer garantiert.
- Sie tritt oft in hohen Populationsdichten und Biomassen auf.
- Sie akkumuliert gelöste und partikuläre Stoffe durch Filtration aus dem umgebenden Medium.

- Sie besitzt eine große ökologische Valenz: kommt in Still- und Fließgewässern unterschiedlicher Trophiegrade vor, erträgt Brackwasser und übersteht kurzfristiges Trockenfallen.
- Sie ist leicht zu manipulieren, d.h. sowohl für aktives Monitoring (Exposition mit Jungmuscheln besiedelter Substrate) als auch für Toxizitäts- und Wirkungstests geeignet.
- Sie dient 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 Dreikantmuschel 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 bis 40 mm. Einer stark gewölbten Seite steht eine fast flache gegenüber. Der Wirbel tritt stark hervor. Die Dreikantmuschel zeigt eine Vielzahl von Farben und Mustern, die in Abhängigkeit vom Standort stark variieren können. So reicht die Färbung von einem hellen gelb-braun bis hin zu dunkelbraun. Die Musterung kann aus dunkelbraunen Bögen oder Zickzack-Kurven von engmaschig bis weitmaschig bestehen oder kaum noch erkennbar sein. Die Tiere erreichen ein Alter von 4 bis 5 Jahren.

Verwechslungsgefahr besteht im Wesentlichen mit der Quaggamuschel *Dreissena rostriformis* (Deshayes, 1838), ehemals auch als *D. bugensis* oder *D. rostriformis bugensis* bezeichnet (Name von Stepien *et al.* 2014 geändert), mit der sie in ihrem pontokaspischen Heimatgebiet sympatrisch

verbreitet ist. Die Quaggamuschel ist erst viele Jahre nach der Dreikantmuschel invasiv geworden; der Erstdnachweis in Nordamerika stammt aus dem Jahr 1989 (May und Marsden 1992), in Mitteleuropa aus dem Jahr 2004 (Paulus *et al.* 2014). In Deutschland sind inzwischen zahlreiche Fließgewässer besiedelt, wobei die Quaggamuschel bereits kurze Zeit nach ihrer Ankunft häufig hohe Populationsdichten erreicht und die Bestände der Dreikantmuschel aufgrund ihrer Konkurrenzvorteile verdrängt (bij de Vaate 2010, Heiler *et al.* 2012, 2013, Paulus *et al.* 2014, Stewart 2014, Marrescaux *et al.* 2015).

Da die beiden Arten ein unterschiedliches Akkumulationspotenzial aufweisen (Rutzke *et al.* 2000, Richman und Somers 2005, Schäfer *et al.* 2012, Matthews *et al.* 2015) ist eine sichere Artunterscheidung in Monitoringstudien wichtig. Zwar ist eine Artidentifizierung anhand genetischer Marker problemlos und eindeutig möglich, in Monitoringstudien müssen aber beide Arten in großen Mengen unter Geländebedingungen effektiv und eindeutig unterschieden werden. Dazu werden externe Schalenmerkmale herangezogen.

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, s. auch Martens *et al.* 2007, Ram *et al.* 2012). In Abb. 1 sind die wichtigsten äußeren Schalenmerkmale zur Unterscheidung von Dreikant- und Quaggamuschel dargestellt.

Bei kleinen Muscheln besteht eine Verwechslungsmöglichkeit mit der Löffelwandermuschel *Mytilopsis leucophaeata* (Conrad, 1831) (syn. *Congerina cochleata*), einer aus Nordamerika stammenden Brackwasserart. Diese besiedelt hauptsächlich Flussmündungen, wie z. B. das Rheindelta (van der Velde *et al.* 1992), und Flüsse mit hoher Salzbelastung, wie z. B. die Weser (Busch 1991). Äußere Unterscheidungsmerkmale der Schale sind:


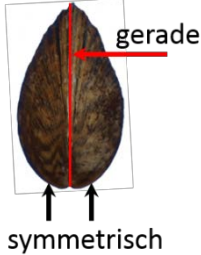


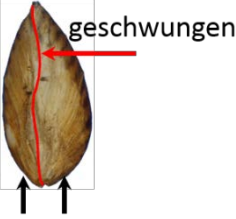
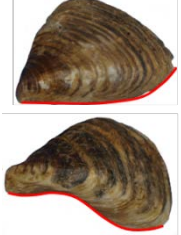
	Schlüsselmerkmal	Weitere Merkmale	
	anterior-posterior	dorsal	lateral
Dreikantmuschel			
Quaggamuschel			

Abb. 1: Wichtige Unterscheidungsmerkmale von Dreikant- und Quaggamuschel

D. polymorpha: äußerst zugespitzter Schalenwirbel (Umbo), Übergang von der ventralen zur dorsalen Schalenseite gewinkelt, bogenförmig abgeflachte Bauchseite.

M. leucophaeata: Schale länglicher, ventroposterior abgerundet, abgerundeter Schalenwirbel, Bauchseite nicht bogenförmig, ventrolaterale Schulterregion fehlt.

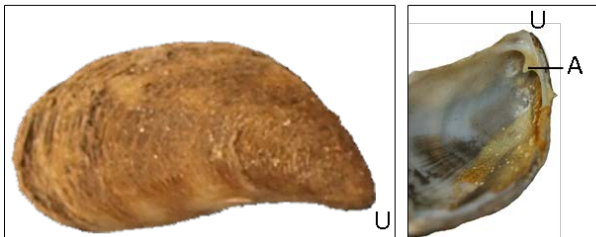


Abb. 2: Außenansicht (links) und Innenteilansicht (rechts) der rechten Schalenhälfte von *M. leucophaeata* aus dem Nord-Ostsee-Kanal (U = Umbo, A = Apophyse)

Sicherstes morphologisches Unterscheidungsmerkmal ist ein dreieckiger bis abgerundeter Zahn (Apophyse) im Schaleninnern unterhalb des Schalenwirbels bei *M. leucophaeata* (s. Abb. 2), der *D. polymorpha* fehlt (Angaben nach Pathy und Mackie (1993)).

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeeflächen

Die Probenahmeeflächen müssen repräsentativ für das Ökosystem bzw. den jeweiligen Gebietsausschnitt sein. Das bedeutet, dass sie nicht in unmittelbarer Nähe lokaler Emittenten liegen dürfen. Mögliche Einwirkungen von Emissionen werden beeinflusst von der Art, Menge und Verteilung der Stoffe sowie von zahlreichen hydrologischen und hydrographischen Faktoren des Gewässers.

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, Bootsverkehr oder Vandalismus. Des Weiteren ist ein guter Wasseraustausch sowie eine gesicherte Erreichbarkeit der Expositionsstelle auch unter ungünstigen Witterungs- und Wasserstandsbedingungen wichtig.

Bei der Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeeflächen für die Probenahme von Ufersubstrat sind außerdem eine ausreichende Größe, Dichte und Stabilität der Population für eine langfristig gesicherte Probenahme wichtig.

Wenn möglich, sollte die langfristige Nutzung der Probenahmeflächen wie auch 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 definiert werden, die neben der Verfügbarkeit der Dreikantmuscheln 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 Dreikantmuschelbeständen, 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 Dreikantmuscheln 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 relativ große Muscheln angestrebt. Um den Weichkörper in tiefkaltem Zustand von der Schale trennen zu können (siehe Kapitel 6.2), sollte die Schalenlänge jedoch 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 empfohlen, einen Stichprobenumfang von 100 Individuen nicht zu unterschreiten. Zur Erreichung der in der UPB geforderten Probenmengen ist eine deutlich höhere Anzahl an Muscheln erforderlich. In Abhängigkeit von der Größe der Muscheln sind beispielsweise zur Gewinnung von 1.000 g Weichkörpergewicht ca. 2.000 bis 5.000

Muscheln erforderlich. Dies entspricht etwa 3 bis 4 kg Rohmuscheln.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Da die Laichzeit durch starke physiologische Dynamik und Schwankungen der Biomasse geprägt ist, ist sie für eine reproduzierbare Probenahme nicht geeignet. Sie dauert je nach Gewässer und klimatischen Bedingungen etwa von Mai bis Ende August. 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.

Hierbei ist zu berücksichtigen, wie eine langfristige Kontinuität der Probenahme gewährleistet werden kann. Bei Änderungen muss das Dokument aktualisiert werden.

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 zugrunde liegende 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 Dreikantmuscheln besiedelte und in den Probenahmeflächen exponierte Plattenstapel verwendet. Ist dies nicht möglich, weil es z.B. kein geeignetes Gewässer für die Besiedelung gibt, werden residente Dreikantmuschelpopulationen beprobt. Wenn möglich, wird unbesiedeltes Substrat an den Probenahmeflächen ausgebracht, auf dem sich die residenten Muscheln ansiedeln können. Falls es keine geeigneten Expositionsstellen gibt oder nicht genügend Muscheln von dem exponieren 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, zu Stapeln verschraubt,
- Edelstahlgewindestäbe (12 mm) mit Edelstahlmuttern,
- Schraubenschlüssel,
- Rohrhülsen aus Polytetrafluorethylen (PTFE), PE oder Edelstahl als Abstandshalter,
- Edelstahl-Drahtseil,
- Edelstahl-Drahtseilklemmen,
- 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:

- Waage (Messbereich mindestens 5 kg, Ableseung auf 1 g),
- Edelstahl Drahtkörbe mit maximal 8 mm Maschenweite,

- Edelstahlgefäße mit Deckeln und Klammern,
- kleine Platten oder Folien aus PTFE oder Fluorethylenpropylen (FEP),
- Cryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über Flüssigstickstoff (LIN),
- Probendatenblätter,
- 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:

- Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung,
- Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Edelstahlbehälter,
- 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,
- Pinzetten, Skalpelle mit abgerundeten Klingen, Spatel aus Edelstahl
- 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 130°C (+/- 10°C) im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend kühlen die Gefäße im geschlossenen Trockenschrank ab. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmetechnik

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 stabiler Dreikantmuschelpopulation exponiert (Abb. 3).

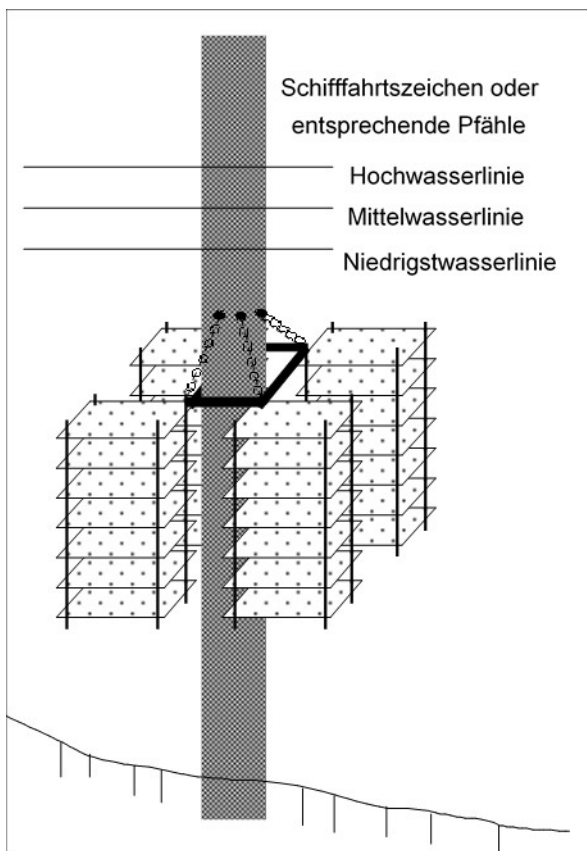


Abb. 3 Beispiel für die Befestigung der Plattenstapel im Gewässer

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 triftende Veli-ger-Larven erfolgt im Frühjahr ab einer Wassertemperatur von ca. 15°C (Boeckman und Bidwell 2014, Kashian und Ram 2014). In größeren mitteleuropäischen Gewässern wird diese Temperatur in der Regel im Mai oder Juni erreicht. Im Herbst werden die mit Jungmuscheln dicht 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 zu untersuchenden Gewässer ihre Hauptwachstumsphase durchlaufen und damit auch dessen Lebensbedingungen und Belastungsniveau widerspiegeln.

Der Transport 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 Gewässerboden, 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 Dreikantmuscheln 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 Mu-

scheln werden soweit möglich von Hand ausgelesen. Das den Muscheln anhaftende und von diesen abgegebene Wasser wird vor dem Einfrieren soweit wie möglich entfernt. Danach werden die Muscheln in vorher gewogene Edelstahlgefäße überführt. Nach jeder Schicht von ca. 2 cm Höhe wird eine dünne Platte oder Folie aus PTFE oder FEP dazwischen gelegt. Diese vereinfacht die spätere Entnahme der tiefgefrorenen Dreikantmuscheln im Labor. Nach der Befüllung werden die Edelstahlbehälter gewogen, das Dreikantmuschel-Gesamtgewicht bestimmt und dann sofort in der Gasphase über Flüssigstickstoff tiefgefroren, um die Muscheln schnell abzutöten und veränderungsfrei zu lagern.

Probenahme residenter Dreikantmuscheln

Steht kein geeignetes Besiedlungsgewässer zur Verfügung oder kann durch den Einsatz besiedelter Plattenstapeln keine ausreichende Probenmenge gewonnen werden, werden residente Dreikantmuschel-Populationen beprobt. Um das Alter der Muscheln bei der Probenahme besser 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 ein- einhalb 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, sind natürliche oder nicht durch Oberflächenbehandlung kontaminierte Hartsubstrate unterhalb der Niedrigwasserlinie nach Dreikantmuscheln abzusuchen (z.B. Steinschüttungen, Felsen, unbehandeltes Holz oder Agglomerationen von Dreikantmuscheln, sogen. Drusen). Nicht geeignet sind mit Schutzanstrichen versehene Flächen aus Stahl, Eisen, Kunststoff, Asphalt oder imprägniertes Holz. Die Art des besammelten Substrates ist zu dokumentieren. Die Größe der Flächen richtet sich nach der Dichte des Vorkommens von Dreikantmuscheln.

Die Muscheln der Zielpopulation werden manuell von geeigneten Flächen gewonnen, in Edelstahl-

drahtkörben 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.

Da das Atemwasser nur durch Auftauen der Muscheln entfernt werden könnte, was dem Einhalten einer ununterbrochenen Lagerung im tiefkalten Zustand gemäß UPB-Anforderungen widerspräche, wird der gesamte Inhalt der Muschelschalen als Probe gewonnen.

Die Trennung von Schale und Weichkörper inklusive Atemwasser geschieht im Labor an einem Reinluft-Arbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung (Clean-Bench) im gefrorenen Zustand, ohne dass die Weichkörper 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 dem Skalpell geöffnet. Fest gefrorene Weichkörper werden mit der 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 eine genaue Standardisierung des Bestimmungsverfahrens eingehalten werden, wie im Folgenden beschrieben:

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 (Ableseung auf 0,001 g).

Die Muscheln werden auf Laborpapier mit der Schalenöffnung nach unten ausgelegt. Entsprechend der Tab. 1 wird die Auftauzeit zur Bestimmung des Weichkörpergewichts ermittelt. Während des Auftauens werden die Länge, Breite und Höhe der Schalen mit einem Messschieber (Ableseung auf 0,1 mm) gemessen.

Als Weichkörpergewicht wird das Gewicht des Weichkörpers zu dem Zeitpunkt definiert, zu dem der Muschelkörper 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. 2).

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

Frischgewicht mit Atemwasser [g]	Auftauzeit [min]
0,4	22
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. 2) wird das Weichkörpergewicht bestimmt. Hierzu wird der Weichkörper mittels Skalpell und Pinzette aus der Muschelschale entnommen, in einer vorgewogenen Schale aufgefangen und zur Vermeidung von Verdunstungsverlusten sofort gewogen (Ableseung auf 0,001 g). Danach wird die Muschelschale ebenfalls gewogen (Ableseung auf 0,001 g).

Es ist zu beachten, dass in den gelagerten Muschelproben, die für die chemische Charakterisierung bereitgestellt werden, das Atemwasser enthalten ist. Deshalb sind die Konzentrationen von Inhaltsstoffen der UPB-Proben gegenüber den in anderen Untersuchungen oft im frischen Zustand seziierten Muscheln verdünnt. Mit den hier erhobenen Parametern kann der durchschnittliche Atemwassergehalt jeder Probe ermittelt und die Ergebnisse entsprechend umgerechnet werden.

8 Literatur

- Alcaraz C., Caiola N. und Ibanez C. (2011): Bioaccumulation of pollutants in the zebra mussel from hazardous industrial waste and evaluation of spatial distribution using GAMs. *Science of the Total Environment*, 409(5), 898-904
- 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
- Bervoets L., Voets J., Covaci A., Chu S.G., Qadah D., Smolders R., Schepens P. und Blust R. (2005): Use of transplanted zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) to assess the bioavailability of microcontaminants in Flemish surface waters. *Environmental Science & Technology*, 39(6), 1492-1505
- bij de Vaate A. (2010): Some evidence for ballast water transport being the vector of the quagga mussel (*Dreissena rostriformis bugensis* Andrusov, 1897) introduction into Western Europe and subsequent upstream dispersal in the River Rhine. *Aquatic Invasions*, 5(2), 207-209
- Blackwell B.D., Driscoll C.T., Spada M.E., Todorova S.G. und Montesdeoca M.R. (2013): Evaluation of zebra mussels (*Dreissena polymorpha*) as biomonitors of mercury contamination in aquatic ecosystems. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 32(3), 638-643
- 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
- Bourgeault A. und Gourlay-France C. (2013): Monitoring PAH contamination in water: Comparison of biological and physico-chemical tools. *Science of the Total Environment*, 454, 328-336
- Busch D. (1991): Entwicklung und Erprobung von Methoden für einen Einsatz der Süßwassermuschel *Dreissena polymorpha* (Pallas) für ein Biomonitoring von Schwermetallen im Ökosystem Weser. Dissertation. Universität Bremen
- Chatel A., Faucet-Marquis V., Gourlay-France C., Pfohl-Leszkiwicz A. und Vincent-Hubert F. (2015): Genotoxicity and activation of cellular defenses in transplanted zebra mussels *Dreissena polymorpha* along the Seine river. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 114, 241-249
- de Jonge M., Belpaire C., Geeraerts C., De Cooman W., Blust R. und Bervoets L. (2012): Ecological impact assessment of sediment remediation in a metal-contaminated lowland river using translocated zebra mussels and resident macroinvertebrates. *Environmental Pollution*, 171, 99-108
- Heiler K.C.M., Brandt S., Albrecht C., Hauße T. und Wilke T. (2012): A new approach for dating introduction events of the quagga mussel (*Dreissena rostriformis bugensis*). *Biological Invasions*, 14(7), 1311-1316
- Heiler K.C.M., bij de Vaate A., Ekschmitt K., P.V. v.O., Albrecht C. und Wilke T. (2013): Reconstruction of the early invasion history of the quagga mussel (*Dreissena rostriformis bugensis*) in Western Europe. *Aquatic Invasions*, 8(1), 53-57
- 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
- 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
- Kimbrough K.L., Johnson W.E., Jacob A.P. und Lauenstein G.G. (2014): Contaminant concentrations in dreissenid mussels from the Laurentian Great Lakes - A summary of trends from the mussel watch program. In: Nalepa T.F. und Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 273-284. CRC Press, Boca Raton
- 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
- May B. und Marsden J.E. (1992): Genetic identification of another invasive species of Dreissenid mussel in the Great Lakes. *Canadian journal of fisheries and aquatic sciences*, 49, 1501-1506
- Marescaux J., Boets P., Lorquet J., Sablon R., Van Doninck K. und Beisel J.-N. (2015): Sympatric Dreissena species in the Meuse River: towards a dominance shift from zebra to quagga mussels. *Aquatic Invasions*, 10(3), 287-298
- 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
- Parolini M., Pedriali A. und Binelli A. (2013): Chemical and biomarker responses for site-specific quality assessment of the Lake Maggiore (Northern Italy). *Environmental Science and Pollution Research*, 20(8), 5545-5557
- 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
- Poma G., Binelli A., Volta P., Roscioli C. und Guzella L. (2014): Evaluation of spatial distribution and accumulation of novel brominated flame retardants, HBCD and PBDEs in an Italian subalpine lake using zebra mussel (*Dreissena polymorpha*). *Environmental Science and Pollution Research*, 21(16), 9655-9664
- 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
- Riva C., Binelli A., Parolini M. und Provini A. (2010): The case of pollution of Lake Maggiore: a 12-year study with the bioindicator mussel *Dreissena polymorpha*. *Water Air and Soil Pollution*, 210(1-4), 75-86
- Rutzke M.A., Gutenmann W.H., Lisk D.J. und Mills E.L. (2000): Toxic and nutrient element concentrations in soft tissues of zebra and quagga mussels from Lakes Erie and Ontario. *Chemosphere*, 40, 1353-1356
- 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
- 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. und Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 403-444. CRC Press, Boca Raton
- Stewart K.M. (2014): Replacement of zebra mussels by quagga mussels in the Erie Canal, New York, USA. In: Nalepa T.F. und Schloesser D.W. (Hrsg.): *Quagga and zebra mussels: biology, impacts, and control*, S. 55-63. CRC Press, Boca Raton
- 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
- van der Velde G., Hermus K., van der Gaag M. und Jenner H.A. (1992): Cadmium, zinc, and copper in the body, byssus and shell of the mussels *Mytilopsis leucophaeta* and *Dreissena polymorpha* in the brackish Noordzeekanaal of the Netherlands. 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. 213-226. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart Jena New York
- Voets J., Redeker E.S., Blust R. und Bervoets L. (2009): Differences in metal sequestration between zebra mussels from clean and polluted field locations. *Aquatic Toxicology*, 93(1), 53-60
- Wagner G., Bartel M., Klein R., Neitzke M., Nentwich K., Paulus M. und Quack M. (2003): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung - Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*). www.umweltprobenbank.de

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Dreikantmuschel (<i>Dreissena polymorpha</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 ca. 2.000 bis 5.000 (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 :	<ul style="list-style-type: none"> • Platten aus additivfreiem Polyethylen, 30 x 30 cm • Edeltstahlgewindestäbe (12 mm) und -Muttern, Schraubenschlüssel • Rohrhülsen aus PTFE, PE oder Edelstahl als Abstandshalter, 7 cm • Edelstahl -Drahtseil zur Befestigung • Schrauben, Seilklemmen, 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):	<ul style="list-style-type: none"> • Waage (Messbereich mindestens 5 kg, Ablesung auf 1 g), • Edeltahldrahtkörbe mit maximal 8 mm Maschenweite, • Platten/ Folien aus PTFE oder FEP, ca. 15x15 cm, • Probendatenblätter, • 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:	<ul style="list-style-type: none"> • Edeltahlbehälter mit Deckel und Klammer
Probentransport und -zwischenlagerung:	Cryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN)
Erforderliche Ausrüstung für die Laborarbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilterung, • Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff, • Edeltahlbehälter mit Deckel und Klammer, • Laborwaage(Ablesung auf 1 g), • Laborwaage (Ablesung auf 0,001 g), • Messschieber (Ablesung auf 0,1 mm), • Isolierbehälter für Probengefäße mit Flüssigstickstoff, • Edeltahl-Pinzetten, Edeltahl-Skalpellhalter mit Klingen • saugfähiges Laborpapier, puderfreie Laborhandschuhe
Biometrische Probencharakterisierung an 50 Muscheln je Probenahmetechnik:	<ul style="list-style-type: none"> • 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 (*Dreissena polymorpha*)**

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*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

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

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES
Probendatenblatt 2.2: Probenzusammensetzung
Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

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

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 3: Probenbeschreibung Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

PN-Technik:

Expositionsdauer:

Nr.	Wiegetermin Weichkörper __: __ Uhr	Frischgewicht mit Atemwasser __, __ g	Länge __, __ mm	Breite __, __ mm	Höhe __, __ mm	Weichkörper- gewicht __, __ g	Schalengewicht __, __ g

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

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll Dreikantmuschel (*Dreissena polymorpha*)

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

- | | |
|---|--|
| <input type="checkbox"/> 4.1 Probenahmezeitraum | <input type="checkbox"/> 4.6 Probenahmetechnik/Fangmethode |
| <input type="checkbox"/> 4.2 Probenahmefläche und Entnahmestelle (Auswahl/Abgrenzung) | <input type="checkbox"/> 4.7 Probenmenge |
| <input type="checkbox"/> 4.3 Auswahl der Probenindividuen | <input type="checkbox"/> 4.8 Datenerhebung |
| <input type="checkbox"/> 4.4 Technische Vorbereitungen | <input type="checkbox"/> 4.9. Transport und Zwischenlagerung |
| <input type="checkbox"/> 4.5 Reinigungsvorschriften für Verpackungen | |

Nummer, Art und Grund der Abweichung als Klartext:

Bemerkungen: _____

Protokollführer Datum Unterschrift