



Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung

Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Roland Klein, Martina Bartel, Martin Paulus, Markus Quack,
Kathrin Tarricone, Diana Teubner, Gerhard Wagner
Universität Trier, FB VI – Biogeographie
Wissenschaftspark Trier-Petrisberg, 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	4
5.4	Probenahmezeitraum und -häufigkeit	4
5.5	Gebietsbezogener Probenahmeplan	5
6	Durchführung der Probenahme	5
6.1	Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften.....	5
6.2	Probenahmetechnik	6
7	Biometrische Probencharakterisierung	7
8	Literatur	7

Anhang: Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme
Probendatenblätter

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

Stand: November 2010, V 2.0.1

1 Umweltprobenbank des Bundes

Die Umweltprobenbank des Bundes (UPB) ist ein Instrument der Umweltbeobachtung des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit (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. (BMU 2008).

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 BACKHAUS et al. (1995) 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

Aalmuttern nehmen in marinen Ökosystemen die trophische Stufe der carnivoren Konsumenten ein. Die Nahrung setzt sich in erster Linie aus benthischen Evertebraten zusammen, wobei sie im Jahresverlauf starken Schwankungen unterworfen sein kann. Vor allem im Sommer werden auch pelagische Organismen, wie Cladoceren oder Copepoden, aufgenommen (ZANDER & HARTWIG 1982).

Die Aalmutter (*Zoarces viviparus*) hat sich in zahlreichen Monitoringstudien als guter Akkumulations- und vor allem Wirkungsindikator für küstennahe marine Ökosysteme erwiesen (ELLIOTT & GRIFFITHS 1986; JACOBSSON et al. 1993; MATTSON et al. 2001, LARSSON et al. 2002, HANSON, ABERG ET AL. 2005; RASMUSSEN, TEH ET AL. 2005; RONISZ ET AL. 2005, GERCKEN, FORLIN ET AL. 2006; KORSGAARD 2006; LIND, BIGNERT ET AL. 2006; RASMUSSEN, JESPERSEN ET AL. 2006; STURVE, BALK ET AL. 2006; VETEMAA, ESCHBAUM ET AL. 2006; VUORINEN, KEINANEN ET AL. 2006; ABELE, PHILIPP ET AL. 2007; ALBERS, BJORN-MORTENSEN ET AL. 2007; HEISE, ESTEVEZ ET AL. 2007; SKOV, SORENSEN ET AL. 2007). Sie wurde 1991 von Schweden bei HELCOM (Übereinkommen zum Schutz der Ostsee) als Bioindikator vorgeschlagen und ist als Indikator für das BMP (Baltic Monitoring Programme) und das JMP (Joint Monitoring Programme) ausgewiesen (THORESSON 1993). Aktuell wird die Aalmutter vor allem in den Ostsee-Anrainer-Staaten in verschiedenen nationalen (z.B. Schweden, Finnland, Dänemark, Deutschland) und internationalen Monitoringprogrammen wie z.B. BALCOFISH (Integration of pollutant gene responses and fish ecology in Baltic coastal fisheries and management) und BEAST (Biological Effects of Anthropogenic Chemical Stress) eingesetzt.

Die besondere Eignung der Aalmutter als Akkumulations- und Wirkungsindikator beruht auf folgenden Gründen:

- weite Verbreitung in Europa von der Nordküste Spaniens bis zum Weißen Meer und in der Ostsee,

- sie bewohnt vorwiegend die küstennahen Flachwasserbereiche mit hoher Standorttreue der juvenilen und adulten Tiere,
- weite ökologische Valenz bezüglich Temperatur und Salzgehalt des Wassers, toleriert auch geringe Salzgehalte der besonders kontaminierten Ästuarregionen,
- ist die einzige in unseren Küstengewässern vorkommende lebendgebärende Fischart, sie ist daher in besonderem Maße auch als Bioindikator zum Nachweis von Reproduktionsstörungen geeignet,
- es liegen keine speziellen natur- oder artenschutzrechtlichen Einschränkungen vor,
- die Art ist leicht identifizierbar.

Probleme ergeben sich allerdings in den letzten Jahren bezüglich der Verfügbarkeit insbesondere größerer Individuen, wofür nach derzeitigem Kenntnisstand eine durch höhere Wassertemperaturen bedingte Sauerstoffunterversorgung verantwortlich ist (PÖRTNER & KNUST 2007).

4 Zielkompartimente

Da eine ausreichende Homogenisierung von Ganzfischen nicht möglich ist (PAULUS & KLEIN 1995), werden für die UPB einzelne geeignete Organe beprobt.

Für Untersuchungen auf chemische Substanzen kommen Muskulatur und Leber in Betracht. Für die Muskulatur spricht, dass sie den essbaren Anteil von Fischen darstellt und damit eine Verbindung zur Nahrungskette des Menschen besteht. Leichte Sezierbarkeit und hohe Biomasse erlauben darüber hinaus eine Vielzahl von chemischen Analysen auch an Einzelproben. Da durch die Muskulatur nur ein Teil der ökotoxikologisch relevanten Komponenten repräsentiert werden kann, ist es notwendig, zusätzlich die Leber als zentrales Organ des Stoffwechsels im Körper zu sammeln.

5 Festlegungen für die Probenahme

5.1 Artbestimmung

Taxonomisch gehört die lebendgebärende Aalmutter zur Gruppe der barschartigen Fische (Perciformes), zur Untergruppe der Blenniodei und zur Familie der Zoarcidae. Sie hat einen langgestreckten rundlichen Körper, eine lange, vom Scheitel bis zum Schwanz verlaufende Rückenflosse, sowie eine vom After bis ans Körperende durchlaufende Schwanzflosse. Beide Flossen vereinigen sich im spitz zulaufenden Schwanz; eine eigentliche Schwanzflosse fehlt. Charakteristisch ist eine Einkerbung der Rückenflosse kurz vor ihrem Ende. Die Brustflossen sind besonders kräftig entwickelt und haben etwa die Größe des Kopfes. Die Bauchflossen sind demgegenüber stark verkümmert (Abb. 1).

Die Körperfärbung variiert beträchtlich und ist der jeweiligen Umgebung angepasst. Fische aus der sandigen Seegrassregion sind überwiegend gelbgrün bis gelbbraun gefärbt. Exemplare von Schlamm- oder Rotalgengründen sind dagegen graubraun bis schwarzbraun. Über die Rückenflosse und den Rücken verlaufen mehr oder weniger unregelmäßig geformte dunkle Querbinden. Auf den Flanken finden sich beidseitig je 13 bis 15 dunkle Sprenkel. Die Bauchseite ist gelblich-weiß. Die glattrandigen, kleinen Schuppen liegen tief in der Schleimschicht verborgen. Hinter dem After befindet sich eine Papille, die bei den Milchern besonders stark ausgebildet ist. Weitere Besonderheiten sind das Fehlen einer Schwimmblase und eine im Skelett eingelagerte Phosphatverbindung (Vivianit), die beim Kochen zu einer grünen Verfärbung der Gräten führt (vgl. WIECASZEK 1992).



Abb. 1: *Zoarces viviparus* (aus www.fishermix.de)

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahme­flächen

Da die Probenahme­flächen repräsentativ für das Ökosystem sein müssen, ist die unmittelbare Nähe zu lokalen Quellen chemischer Substanzen zu meiden. Die Entfernung zwischen der Probenahme­fläche und Emissionsquellen ist abhängig von der Art der Emission und den hydrographischen Parametern, in der Hauptsache der:

- Wassertiefe,
- Wasserbeschaffenheit,
- Windrichtung,
- Windgeschwindigkeit,
- Strömungsverhältnissen.

Der Abstand vom nächstgelegenen Emittenten ist für jede Probenahme­fläche separat zu ermitteln und im gebietsbezogenen Probenahmeplan zu dokumentieren.

Die Größe der Probenahme­fläche richtet sich nach den Lebensraumstrukturen und den Populationsdichten der Aalmutter. In Wattenmeerökosystemen umfasst sie meist die Hauptprielsysteme des gesamten Gebietsausschnittes

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Nach BACKHAUS et al (1995) sollte das gesamte Altersspektrum der Aalmutter, d.h. Fische von ein bis vier Jahren, die eine Mindestgröße von 15 cm aufweisen, seziiert und eingelagert werden. Bei der Probenahme kann die altersmäßige Zuordnung der Individuen zunächst nur anhand von Länge und Gewicht geschätzt werden (PETERSEN

1982). Die genaue Altersanalyse anhand der Otolithen kann erst nach der Probenahme im Labor durchgeführt werden. Eine Gleichverteilung der Individuen auf die Altersklassen ist bei der Probenahme nicht zu gewährleisten, da die jüngeren Altersklassen naturgemäß am stärksten vertreten sind.

Um die für das UPB-Lager erforderliche Probenmenge von 2.200 g Muskulatur zu erreichen, müssen in Abhängigkeit der Größe der Fische zwischen 20 und 300 Aalmuttern beprobt werden.

Zur Beschreibung einer Probenahme­fläche ist ein Stichprobenumfang von mindestens 20 Aalmuttern notwendig.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Für die UPB sollte eine jährliche Probenahme erfolgen.

Die Probenahme muss vor der Paarung der Elternfische, die in der Regel von August-September (GÖTTING 1976) stattfindet, abgeschlossen sein. Je nach Witterung sollte sie im Zeitraum Anfang Mai bis Ende Juni durchgeführt werden. Bei problematischen Bedingungen kann sie über diesen Zeitraum hinweg ausgeweitet werden, muss aber spätestens Ende Juli abgeschlossen sein.

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,
- erforderlicher Stichprobenumfang,
- Probenahmezeitraum,
- zuständige Genehmigungsbehörden.

Durch die Beschreibung der Gebietscharakteristika im gebietsbezogenen Probenahmeplan wird die langfristige Kontinuität der Probenahme gesichert. Bei Änderungen muss das Dokument aktualisiert werden.

Handelt es sich um gravierende Veränderungen, durch die eine Vergleichbarkeit der Proben nicht mehr gewährleistet ist, muss eine neue Probenahmefläche ausgewählt werden.

6 Durchführung der Probenahme

Der Fang der Aalmuttern wird von ortsansässigen Fischern durchgeführt, die über die erforderliche Ausrüstung und ausreichende Ortskenntnisse verfügen. Hierzu sind einige Wochen vor der Probenahme Absprachen zu treffen. In Schutzgebieten können zusätzlich Genehmigungen zur Entnahme von Aalmuttern erforderlich sein, die rechtzeitig bei den zuständigen Behörden zu beantragen sind.

Alle bei der Probenahme und biometrischen Probenbeschreibung erhobenen Daten sind in den entsprechenden Probendatenblättern (s. Anhang) zu vermerken.

Zu jeder Probenahme ist darüber hinaus ein Protokoll mit folgendem Inhalt anzufertigen:

- an der Probenahme beteiligte Personen,
- chronologischer Ablauf der Probenahme,
- die für die Probenahme zugrunde liegende Version der Probenahmerichtlinie und des gebietsbezogenen Probenahmeplanes,

- Abweichungen von der Probenahmerichtlinie und dem gebietsbezogenen Probenahmeplan.

6.1 Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften

Für die Geländearbeit:

- Probendatenblätter zur Dokumentation der Probenahmedaten,
- artgerechtes Hälterungsbecken mit Belüftungseinrichtung,
- Kescher.

Für die Laborarbeit :

- Probendatenblätter zur biometrischen Probenbeschreibung,
- Teflonstab und elektrische Fischbetäubungsanlage,
- Fotoausrüstung,
- Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm),
- Laborwaage (Ablesung auf 0,01 g)
- Laborwaage (Ablesung auf 1 g),
- Edelstahlpinzette oder -zange,
- 2 Edelstahl-Bechergläser für Aqua_{deion.},
- deionisiertes Wasser,
- 2 Skalpelle,
- 2 Edelstahlpinzetten,
- 3 Edelstahlscheren,
- Teflonsektionsplättchen,
- Edelstahlschalen,
- Edelstahlgefäße (5,5 l und 3,5 l),
- Lupe oder Binokular,
- Flüssigstickstoff,
- Isolationsbehälter zur Aufnahme von Edelstahlgefäßen,
- Laborhandschuhe und Laborkleidung,
- Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Papiertücher,
- verschließbare Kunststoffbeutel.

Reinigungsvorschriften

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°) im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend lässt man die Gefäße geschlossen abkühlen. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmetechnik

Schleppnetze bzw. Baumkurren werden im allgemeinen als Fangmethode in den Hauptprielssystemen des Wattenmeeres angewendet. Die Aalmuttern fallen hier als Beifang der Garnelenfischerei an und müssen nur aussortiert, an Bord in geeigneten Becken zwischengehäлтert und an Land in stationäre Hälterungsbecken (z.B. Fischtransportkisten) in der Nähe des Mobillabors überführt werden.

Reusen werden hauptsächlich in den Flachwasserbereichen der Ostseeküste eingesetzt. Sie werden von ortsansässigen Fischern ausgebracht und täglich kontrolliert. Die gefangenen Fische werden bis zur Übernahme in Netzgehegen in Habitatwasser gehältert und dann in ein geeignetes Hälterungsbecken (z.B. Fischtransportkisten) in der Nähe des Mobillabors überführt.

Das Fangen mit **Schiebeharnen** kann nur bei Niedrigwasser entlang der flachen Seitenränder von Prielen durchgeführt werden. Da die Methode zum Erreichen der geforderten Stückzahlen sehr zeitaufwändig ist, sollte sie nur in Ausnahmefällen eingesetzt werden.

Für alle Fangmethoden gilt, dass die Aalmuttern nach dem Fang in ein artgerechtes Netzgehege, das im Habitatwasser schwimmt, oder in einen artgerechten belüfteten Fischtransportbehälter, der mit Habitatwasser gefüllt ist, umzusetzen sind. Wichtig ist, dass kein Individuum darin länger als vier Tage gehältert werden darf.

Zur weiteren Bearbeitung werden die Fische mit einem Kescher einzeln entnommen, in einem separaten Wasserbecken durch Elektroschock betäubt und danach mittels Stirnschlag abgetötet. Da die Leber unversehrt entnommen werden soll (siehe unten), kann das Abtöten nicht per Herzstich erfolgen. Der abgetötete Fisch wird sofort in einen nahegelegenen Laborwagen (Reinluftar-

beitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter) gebracht.

Danach sind folgende Arbeitsschritte chronologisch auszuführen:

- Wiegen (Ableseung auf 0,1 g),
- Messen der Länge (Ableseung auf 0,5 cm) von der Schnauzen- bis zum Ende der Schwanzspitze (Gesamtlänge = LC),
- Protokollieren aller auffälligen Merkmale auf der Haut.

Die anschließende Sektion erfolgt unter einem Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter. Die benötigten Instrumente sind in zwei mit Aqua_{deion.} gefüllten Bechergläsern bereitzustellen. In einem Becherglas befinden sich die Instrumente für die Abtrennung der Haut und im zweiten diejenigen für die direkte Entnahme der einzulagernden Organe.

Folgende Arbeitsschritte sind hierbei auszuführen:

- Aufschneiden des Bauchraums und Entnehmen der Innereien (außer Nieren); diese werden auf eine Teflonschale gelegt und nach der Entnahme der Muskulatur, wie unten beschrieben, sezirt und weiterverarbeitet,
- Einschneiden der Haut entlang der Rückenlinie, Bauchlinie und des Kiemendeckels auf der linken Körperseite mit einem Skalpell bzw. einer Edelstahlschere; dabei ist darauf zu achten, dass die Schnitte nicht ins Muskelfleisch erfolgen,
- Abziehen der Haut vom Kopf zum Schwanz mit einer Pinzette oder Edelstahlzange,
- Einschneiden der Muskulatur mit einem Skalpell entlang der Rückenlinie bis zum Schwanzende; Abheben der Filets vom Kopf zum Schwanz mit einer Edelstahlpinzette und durch Nachschneiden mit einem Skalpell,
- Abschneiden des übrigen Muskelfleisches mit einem Skalpell,
- Wiegen der Muskulatur auf einer Teflonschale (Ableseung auf 0,1 g), Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (die Muskulatur aller sezierter Aalmuttern wird gemeinsam eingefroren),
- Wiederholung der oben beschriebenen Prozedur mit der anderen Körperseite,

- Bestimmung des Geschlechts: männliche Gonaden sind immer paarig, weibliche einfach,
- Sezieren der Organe: Abtrennen der Leber mit Edelstahlpinzette und Edelstahlschere ohne andere Organe zu verletzen; wird die Gallenblase verletzt, ist die Leber nach dem Wiegen zu verwerfen, da sie durch die austretende Gallenflüssigkeit kontaminiert sein kann,
- Wiegen der Leber (Ableseung auf 0,1 g), Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (die Lebern aller Aalmuttern werden gemeinsam eingefroren),
- Wiegen der restlichen Innereien (Ableseung auf 0,1 g), Innereien werden nach dem Wiegen verworfen,
- Protokollieren aller auffälligen Merkmale an inneren Organen,
- Abtrennen des Kopfes und Verpacken in beschriftete, gefrieretaugliche Verpackungen.

Aus dem Kopf sind zu einem späteren Zeitpunkt die Otolithen zur Altersbestimmung herauszupräparieren. Bis dahin werden die Köpfe in einer Gefriertruhe aufbewahrt.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Die meisten biometrischen Kenngrößen werden bei der Probenahme ermittelt (Kap. 6.2). Lediglich die genaue Altersbestimmung erfolgt nach der Probenahme im Labor anhand der Otolithen (SVEDÄNG et al. 1997).

Daneben wird der Korpulenzfaktor als Maß für den Ernährungszustand der Fische errechnet aus:

$$K = \frac{100 \times \text{Körpergewicht [g]}}{(\text{Gesamtlänge [cm]})^3}$$

Allgemein weisen erniedrigte Korpulenzfaktoren auf verschlechterte Lebensbedingungen hin, die u.a. durch ungünstige Wassertemperaturen, Sauerstoffmangel oder Vergiftungserscheinungen verursacht sein können.

Der Hepatosomatische Index wird benutzt, um Einflüsse von Umweltschadstoffen zu erkennen, die eine Lebervergrößerung zur Folge haben. Er errechnet sich aus:

$$\text{HSI} = \frac{100 \times \text{Lebergewicht [g]}}{\text{Gesamtkörpergewicht [g]}}$$

8 Literatur

- ABELE, D., E. PHILIPP, et al. (2007): "Marine invertebrate mitochondria and oxidative stress." *Frontiers in Bioscience* 12: 933-946.
- ALBERS, C. N., M. BJORN-MORTENSEN, et al. (2007): "Purification and structural analysis of a type III antifreeze protein from the European eelpout *Zoarces viviparus*." *Cryoletters* 28(1): 51-60.
- BACKHAUS, F.; BRECKLING, P.; et al. (1995): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung Aalmutter (*Zoarces viviparus*). In: Umweltbundesamt (Hrsg.) (1996): Umweltprobenbank des Bundes – Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische Charakterisierung von Umwelt- und Human-Organproben. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit (BMU) (Hrsg.) (2008): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2008); www.umweltprobenbank.de
- ELLIOTT, M.; GRIFFITHS, A.H. (1986): Mercury Contamination in Components of an Estuarine Ecosystem. *Wat. Sci. Tech.* 18: 161-170.
- GERCKEN, J., L. FORLIN, et al. (2006): "Developmental disorders in larvae of eelpout (*Zoarces viviparus*) from German and Swedish Baltic coastal waters." *Marine Pollution Bulletin* 53(8-9): 497-507.
- GÖTTING, K., J. (1976): "Fortpflanzung und Oocyten-Entwicklung bei der Aalmutter (*Zoarces viviparus*)."
Helgoländer wiss. Meeresuntersuchungen in 28: 71-89.
- HANSON, N., P. ABERG, et al. (2005): "Population-level effects of male-biased broods in eelpout (*Zoarces viviparus*)."
Environmental Toxicology and Chemistry 24(5): 1235-1241.
- HEISE, K., M. S. ESTEVEZ, et al. (2007): "Effects of seasonal and latitudinal cold on oxidative stress parameters and activation of hypoxia inducible factor (HIF-1) in zoarcid fish." *Journal of Comparative Physiology B-Biochemical Systemic and Environmental Physiology* 177(7): 765-777.
- JACOBSSON, A.; NEUMAN, E.; OLSSON, M. (1993): The Viviparous Blenny as Indicator of Effects of Toxic Substances. *Kustrapport* 1993:6. Öregrund.

- KORSGAARD, B. (2006): "Maternal-fetal trophic relationships and effects of xenobiotics in the eelpout *Zoarces viviparus*." *Journal of Experimental Zoology, Part A: Comparative Experimental Biology* 305A(2): 144-144.
- LARSSON, D.G.J.; MAYER, et al.. (2002): Seasonal Variations of Vitelline Envelope Proteins, Vitellogenin, and Sex Steroids in Male and Female Eelpout (*Zoarces viviparus*). *General and Comparative-Endocrinology* 152(2): 184-196.
- LIND, Y., A. BIGNERT, et al. (2006). "Decreasing lead levels in Swedish biota revealed by 36 years (1969-2004) of environmental monitoring." *Journal of Environmental Monitoring* 8(8): 824-834.
- MATTSON, K., TANA, J., et al. (2001): Effects of Wood-Related Sterols on the Offspring of the Viviparous Blenny, *Zoarces viviparus* L. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 49: 122-130.
- PAULUS, M. & KLEIN, R. (1995): Fische. In: KLEIN, R. & PAULUS, M. (Hrsg.): Umweltproben für die Schadstoffanalytik im Biomonitoring. Gustav Fischer, Jena. S. 142-169.
- PETERSEN, C.G.J. (1982): A method for the determination of age and growth of fish. *Can. Transl. Fish. Aquat. Sci* no 4861.
- RONISZ, D.; LINDESJÖÖ, et al. (2005): Thirteen years of monitoring selected biomarkers in Eelpout (*Zoarces viviparus*) at reference site in the Fjällbacka Archipelago on the Swedish West Coast.
- PÖRTNER, HO & KNUST, R. (2007): Climate change affects marine fishes through the oxygen limitation of thermal tolerance. *Science* 315(5808): 49-50..
- RASMUSSEN, T. H., A. JESPERSEN, et al. (2006). "Gonadal morphogenesis and sex differentiation in intraovarian embryos of the viviparous fish *Zoarces viviparus* (Teleostei, Perciformes, Zoarcidae): A histological and ultrastructural study." *Journal of Morphology* 267(9): 1032-1047.
- RASMUSSEN, T. H., S. J. TEH, et al. (2005). "Anti-estrogen prevents xenoestrogen-induced testicular pathology of eelpout (*Zoarces viviparus*)." *Aquatic Toxicology* 72(3): 177-194.
- SKOV, P. V., T. F. SORENSEN, et al. (2007). "Vascular arrangement and ultrastructure of the European eelpout *Zoarces viviparus* ovary: Implications for maternal-embryonic exchange." *Anatomical Record-Advances in Integrative Anatomy and Evolutionary Biology* 290(12): 1500-1507.
- STURVE, J., L. BALK, et al. (2006). "Effects of an oil spill in Goteborg harbour, Sweden assessed by biomarkers in eelpout (*Zoarces viviparus*)." *Marine Environmental Research* 62: S401-S401.
- SVEDÅNG, H., OJAVEER, H. & URTANS, E. (1997): Interpretation of the Otolith Structures in Viviparous blenny *Zoarces viviparus*. *J. Appl. Ichthyol.* 13: 137-142.
- THORESSON, G. (1993): Guidelines for Coastal Monitoring. Kustrapport 1993/1, *Fiskeriverket Kustlaborietet*, 1-31.
- VETEMAA, M. (1999): Reproduction Biology of the Viviparous Blenny (*Zoarces viviparus* L.). *Fiskeriverket Rapport* 2: 81-96.
- VETEMAA, M., R. ESCHBAUM, et al. (2006). "Annual and seasonal dynamics of fish in the brackish-water Matsalu Bay, Estonia." *Ecology of Freshwater Fish* 15(2): 211-220.
- VUORINEN, P. J., M. KEINANEN, et al. (2006). "Use of biliary PAH metabolites as a biomarker of pollution in fish from the Baltic Sea." *Marine Pollution Bulletin* 53(8-9): 479-487.
- WIECASZEK, B. (1992): Biometric characteristics of Baltic eelpout (*Zoarces viviparus* L.) from the Pommerianian Bay. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, Vol. XXII, Fasc 2., Szczecin, Poland.
- ZANDER, C.D. & HARTWIG, E. (1982): On the biology and food of small-sized fish from North and Baltic Sea areas. *Helgoländer Meeresuntersuchungen* 35(1): 47-63.

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Aalmutter (<i>Zoarces viviparus</i>)
Zielkompartimente:	Muskulatur beider Körperhälften und Leber
Probenindividuen:	ein- bis vierjährige Individuen
Stichprobenumfang:	mind. 20 Individuen
Probenmenge für die UPB:	für eine Probenmenge von 2.200 g Filet ist in Abhängigkeit der Größe der Fische die Entnahme von 20-300 Aalmuttern je Probenahme­fläche notwendig
Probenahmezeitraum:	optimal Anfang Mai bis Ende Juni, spätestens bis Ende Juli
Probenahmehäufigkeit:	1 Probenahme pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung für die Gelände­arbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Probendatenblätter zur Dokumentation während der Probennahme • artgerechtes Netzgehege oder artgerechter Transportbehälter mit Belüftungseinrichtung • Kescher
Probenverpackung bis zur -aufarbeitung:	<ul style="list-style-type: none"> • Edelstahlgefäße (3,5 bzw. 5,5 l) mit Deckel und Klammer • gefriertaugliche Verpackungen zum Aufbewahren der Aalmutterköpfe
Probentransport und -zwischenlagerung	Kühlvorrichtungen 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"> • Probendatenblätter zur biometrischen Probenbeschreibung • Teflonstab und elektrische Fischbetäubungsanlage • Fotoausrüstung • Maßstab (Ablesung auf 0,5 cm) • Laborwaage (Ablesung auf 0,01 g) • Laborwaage (Ablesung auf 1 g) mit Prüfgewichten • Edelstahlpinzette oder -zange • 2 Bechergläser mit Aqua^{deion.} • 2 Skalpelle • 2 Edelstahlpinzetten • 3 Edelstahlscheren • Teflon- oder Edelstahlschalen • Edelstahlgefäße (5,5 l und 3,5 l) • Lupe oder Binokular • Flüssigstickstoff • Laborhandschuhe und Laborbekleidung • Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff • Papiertücher • Flüssigstickstoff • verschließbare Kunststoffbeutel • Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Dampfphase über flüssigem Stickstoff (LIN)
Biometrische Probencharakterisierung:	an mind. 20 Individuen: <ul style="list-style-type: none"> • Wiegen des Körpergewichtes (Ablesung auf 0,1 g)

	<ul style="list-style-type: none">• Messen der Gesamt- und Totallänge (Ableseung auf 0,5 cm)• Wiegen der Muskulatur, Leber und übrigen Innereien (Ableseung auf 0,1 g)• Bestimmung von Alter und Geschlecht• Berechnung von Korpulenzfaktor und Hepatosomatischem Index
--	--

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle

Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Identifikation:

___ / X / ___ / ___ / ___

	Probenart
	Probenzustand
	Entnahmedatum (MM/JJ)
	Probenahmegebiet (PNG)
	Gebietsausschnitt (GA)
	Probenahmefläche (PNF)
	Zusatzangabe

Entnahmestelle: ___

Gauß-Krüger-Koordinaten:

Rechtswert: _____ Hochwert: _____

Datum: _____ Ellipsoid: _____

Größe der Entnahmestelle: ___ km² ___ ha ___ a ___ m²

Nutzung: _____

Bemerkung: _____

Bearbeiter: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 2: Probenahmemethode

Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Identifikation:

_____ / X / _____ / _____ / _____

von: _____ Datum der Probenahme bis: _____

Beginn: _____ Uhrzeit Ende: _____

Fangmethode

- Schleppnetz
- Schiebehaken / Strandwade
- Reusen
- Sonstige: _____

Hälterung

Maximale Hälterungsdauer in Reusen: _____ d _____ h

Maximale Hälterungsdauer in PE-Behältern auf dem Schiff: _____ h

Maximale Hälterungsdauer im Fischtransportbehälter: _____ h

Sonstige Hälterungsmethode: _____ d _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung: _____ d _____ h

Lagerung

Nummer des Edelstahlgefäßes	Leergewicht [g]	Vollgewicht [g]	Einwaage [g]	
_____	_____	_____	_____	Muskulatur
_____	_____	_____	_____	Muskulatur
_____	_____	_____	_____	Muskulatur
_____	_____	_____	_____	Leber
_____	_____	_____	_____	Leber

Bemerkungen: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Probenahmegebiet: _____ Identifikation: _____

Zugrundeliegende Fassung der Probenahmerichtlinie _____ . _____ . _____

Zugrundeliegende Fassung des Probenahmeplanes _____ . _____ . _____

1. Ziel der Probenahme: _____

2. Tatsächlicher Probenahmezeitraum:

Datum	Uhrzeit		Proben Nr.		Bemerkungen
	von	bis	von	bis	

3. Teilnehmer: Leitung/Protokoll _____
Beteiligte _____

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