



Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung



Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Roland Klein, Martin Paulus, Kathrin Tarricone, Diana Teubner

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

Inhaltsverzeichnis

1	Umweltprobenbank des Bundes	1
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	4
6	Durchführung der Probenahme	4
6.1	Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften.....	5
6.2	Probenahmetechnik	5
7	Biometrische Probencharakterisierung	6
8	Literatur	6

**Anhang: Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme
Probendatenblätter**

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

Stand: März 2018, V 2.0.3

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 Klein *et al.* (2010) 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 Invertebraten zusammen, wobei sie im Jahresverlauf starken Schwankungen unterworfen sein kann. Vor allem im Sommer werden auch pelagische Organismen, wie Cladoceren oder Copepoden, aufgenommen.

Die Aalmutter (*Zoarces viviparus*) hat sich in zahlreichen Monitoringstudien als guter Akkumulations- und vor allem Wirkungsindikator für küstennahe marine Ökosysteme erwiesen (Skov *et al.* 2010, Theobald *et al.* 2011, Rüdell *et al.* 2011, Bignert *et al.* 2011, Albertsson *et al.* 2012, Barsiene *et al.* 2012, Bergek *et al.* 2012, Kreitsberg *et al.* 2012, Tairova *et al.* 2012, Asker *et al.* 2013, Velasco-Santamaria *et al.* 2013, Sturve *et al.* 2014). 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 (Thoreson 1993). Die Aalmutter wird vor allem in den Ostsee-Anrainerstaaten 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. Des Weiteren ist sie als „key indicator organism“ für die EU Meeresstrategie-Rahmenrichtlinie vorgeschlagen (Hedman *et al.* 2011).

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,
- bewohnt vorwiegend küstennahe Flachwasserbereiche, wandert aber vermutlich stärker als ursprünglich angenommen (Bergek *et al.* 2012, Kinitz *et al.* 2013),

- weite ökologische Valenz bezüglich Temperatur und Salzgehalt des Wassers, toleriert auch geringe Salzgehalte der besonders kontaminierten Ästuarregionen,
- einzige in deutschen Küstengewässern vorkommende lebendgebärende Fischart und daher in besonderem Maße auch als Bioindikator zum Nachweis von Reproduktionsstörungen geeignet,
- keine speziellen natur- oder artenschutzrechtliche Einschränkungen,
- leicht identifizierbar.

4 Zielkompartimente

Da eine ausreichende Homogenisierung von Ganzfischen nicht möglich ist (Paulus und 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 Blennioidei 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 Milchneben 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. Wiecek 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.

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 einem Jahr ab, die eine Mindestgröße von 15 cm aufweisen, seziert und eingelagert werden. Eine Gleichverteilung der Individuen auf die Altersklassen ist bei der Probenahme nicht zu gewährleisten, da die jüngeren naturgemäß am stärksten vertreten sind. Darüber hinaus kann eine genaue Altersanalyse erst nach der Probenahme im Labor durchgeführt werden.

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

Um die für die UPB erforderliche Probenmenge von 1.100 g Muskulatur zu erreichen, müssen in Abhängigkeit von der Größe der Fische zwischen 20 und 200 Aalmuttern beprobt werden.

Für die Betrachtung eines spezifischen Stoffes kann der Mindeststichprobenumfang statistisch (z.B. durch Power-Analyse) geschätzt werden.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Für die UPB sollte eine jährliche Probenahme erfolgen.

Die Probenahme sollte vor der Paarung der Elternfische, die in der Regel im August und September stattfindet, abgeschlossen sein. Je nach Witterung

sollte sie im Zeitraum Anfang Mai bis Ende Juni durchgeführt werden. Konnten in diesem Zeitraum nicht genügend Individuen gefangen werden, kann sie bis Ende Juli ausgeweitet werden.

5.5 Gebietsbezogener Probenahmeplan

Auf der Grundlage der Probenahmerichtlinie müssen für die einzelnen Probenahmegebiete bzw. Probenahmeflächen 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.

Hierbei ist zu berücksichtigen, wie eine langfristige Kontinuität der Probenahme gewährleistet werden kann. Bei Änderungen muss das Dokument aktualisiert 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 rechtzeitig vor der Probenahme Absprachen zu treffen. In Schutzgebieten können zusätzlich Genehmigungen zur Entnahme von Aalmuttern erforderlich sein, die 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,
- Schlagstab und elektrische Fischbetäubungsanlage,
- Messbrett (Ableseung auf 0,5 cm),
- 2x Laborwaage (Ableseung auf 0,1 g und 0,01 g),
- Wiegeschale für Ganzfisch,
- 2 Edelstahlbecher für Sezierbestecke,
- demineralisiertes Wasser,
- Edelstahlzangen,
- Edelstahl-Skalpellhalter mit Klingen,
- Edelstahlpinzetten,
- Edelstahlscheren,
- Teflonsektionsplättchen für Sektion,
- verschleißbare Kunststoffbeutel zum Einfrieren der Köpfe bzw. des seziierten Fisches,
- Edelstahlgefäße (5,5 l und 3,5 l),
- Isolationsbehälter zur Aufnahme von Edelstahlgefäßen,
- Flüssigstickstoff,
- Laborhandschuhe und Laborkleidung,
- Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Papiertücher.

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 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 und an Bord in geeigneten Transportbehältern zwischengehäлтert werden.

Reusen werden hauptsächlich in den Flachwasserbereichen der Ostseeküste eingesetzt. Sie werden von ortsansässigen Fischern ausgebracht. Die gefangenen Fische werden bis zur Übernahme in Netzgehegen im Habitatwasser gehäлтert.

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 gehäлтert 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.

Folgende Arbeitsschritte sind chronologisch auszuführen:

- Wiegen des Ganzfisches (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 demineralisiertem Wasser (Aqua_{demin.}) gefüllten Edelstahlbechern bereitzustellen. In einem Edelstahlbecher 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.
- 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.
- Einschneiden der Haut entlang der Rückenlinie, Bauchlinie und des Kiemendeckels auf einer Körperseite mit einem Skalpell bzw. einer Edelstahlschere; dabei ist darauf zu achten, dass keine tiefen Schnitte ins Muskelfleisch erfolgen.
- Abziehen der Haut vom Kopf zum Schwanz mit einer Pinzette oder Edelstahlzange.
- Lösen der Muskulatur von der Wirbelsäule 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 Muskulaturen aller sezierter Aalmuttern werden gemeinsam eingefroren).
- Wiederholung der oben beschriebenen Prozedur mit der anderen Körperseite.
- Protokollieren aller auffälligen Merkmale an inneren Organen und der Muskulatur.

- Abtrennen des Kopfes und Verpacken in beschriftete, gefriertaugliche Verpackungen.

Zu einem späteren Zeitpunkt werden die Otolithen, Kiemendeckel und/oder andere Hartstrukturen (z.B. Halswirbelknochen) für die Altersbestimmung präpariert. Bis dahin werden die Köpfe bzw. die sezierten Fische im gefrorenen Zustand 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 von Hartstrukturen, z.B. den 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:

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

8 Literatur

Albertsson E., Rad A., Sturve J., Larsson D.G.J. und Forlin L. (2012). Carbonyl reductase mRNA abundance and enzymatic activity as potential biomarkers of oxidative stress in marine fish. *Marine Environmental Research*, 80, 56-61

- Asker N., Kristiansson E., Albertsson E., Larsson D.G.J. und Forlin L. (2013). Hepatic transcriptome profiling indicates differential mRNA expression of apoptosis and immune related genes in eelpout (*Zoarces viviparus*) caught at Goteborg harbor, Sweden. *Aquatic Toxicology*, 130, 58-67
- Backhaus F., Breckling P., Kuhardt S, Nelln W. und Schaldot J.D. (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
- Barsiene J., Rybakovas A., Lang T., Grygiel W., Andreikenaite L. und Michailovas A. (2012). Risk of environmental genotoxicity in the Baltic Sea over the period of 2009-2011 assessed by micronuclei frequencies in blood erythrocytes of flounder (*Platichthys flesus*), herring (*Clupea harengus*) and eelpout (*Zoarces viviparus*). *Marine Environmental Research*, 77, 35-42
- Bergek S., Franzen F., Quack M., Hochkirch A., Kinitz T., Prestegaard T. und Appelberg M. (2012). Panmixia in *Zoarces viviparus*: implications for environmental monitoring studies. *Journal of Fish Biology*, 80(6), 2302-2316
- Bergek S., Ma Q., Vetemaa M., Franzen F. und Appelberg M. (2012). From individuals to populations: Impacts of environmental pollution on natural eelpout populations. *Ecotoxicology and environmental safety*, 79, 1-12
- Bignert A., Boalt E., Danielsson S., Hedman J., Johansson A.-K., Miller A., Nyberg E., Berger U., Borg H., Eriksson U., Holm K., Nylund K. und Haglund P. (2011). Comments concerning the National Swedish Contaminant Monitoring Programme in marine biota. Stockholm, Swedish Museum of Natural History - Department of Contaminant Research, 224 Seiten
- Hedman J.E., Rüdél H., Gercken J., Bergek S., Strand J., Quack M., Appelberg M., Forlin L., Tuvikene A. und Bignert A. (2011). Eelpout (*Zoarces viviparus*) in marine environmental monitoring. *Marine pollution bulletin*, 62(10), 2015-2029
- Kinitz T., Quack M., Paulus M., Veith M., Bergek S., Strand J., Tuvikene A. Soirinusuo A. und Hochkirch A. (2013). "Strong isolation-by-distance in the absence of genetic population structure in the eelpout (*Zoarces viviparus*, Linnaeus 1758)." *Biological Invasions*, 27, 116-122
- Klein, R., Bartel, M., Paulus, M., Quack, M., Tarricone, K., Teubner, D. und Wagner, G. (2010): Richtlinie zur Probenahmen und Probenbearbeitung - Aalmutter (*Zoarces viviparus*). www.umweltprobenbank.de
- Kreitsberg R., Tuvikene A., Barsiene J., Fricke N.F., Rybakovas A., Andreikenaite L., Rumvolt K. und Vilbaste S. (2012). Biomarkers of environmental contaminants in the coastal waters of Estonia (Baltic Sea): effects on eelpouts (*Zoarces viviparus*). *Journal of Environmental Monitoring*, 14(9), 2298-2308
- Paulus M. und Klein R. (1995): Fische. In: Klein R. und Paulus M. (Hrsg.): *Umweltproben für die Schadstoffanalytik im Biomonitoring*, S. 142-169, Gustav Fischer, Jena
- Petersen C.G.J. (1982): A method for the determination of age and growth of fish. *Can. Transl. Fish. Aquat. Sci* no 4861
- Ronis D., Lindesjö E., Larsson A, Bingnert A. und Forlin L. (2005): Thirteen years of monitoring selected biomarkers in Eelpout (*Zoarces viviparus*) at reference site in the Fjällbacka Archipelago on the Swedish West Coast. *Aquatic Ecosystem Health and Management*, 8(2), 175-184
- Pörtner H.O. und Knust R. (2007): Climate change affects marine fishes through the oxygen limitation of thermal tolerance. *Science* 315(5808): 49-50
- Rüdél H., Müller J., Jürling H., Bartel-Steinbach M. und Koschorreck J. (2011). Survey of patterns, levels, and trends of perfluorinated compounds in aquatic organisms and bird eggs from representative German ecosystems. *Environmental Science and Pollution Research*, 18(9), 1457-1470
- Skov P.V., Sorensen T.F., Ramlov H. und Steffensen J. F. (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
- Skov P.V., Steffensen J.F., Sorensen T.F. und Qvortrup K. (2010). "Embryonic suckling and maternal specializations in the live-bearing teleost *Zoarces viviparus*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 395(1-2), 120-127
- Sturve J., Balk L., Liewenborg B., Adolfsson-Erici M., Forlin L. und Almroth B.C. (2014). Effects of an oil spill in a harbor assessed using biomarkers of exposure in eelpout. *Environmental Science and Pollution Research*, 21(24), 13758-13768
- Svedäng H., Ojaveer H. und Urtans, E. (1997): Interpretation of the Otolith Structures in Viviparous blenny *Zoarces viviparus*. *J. Appl. Ichthyol.*, 13, 137-142
- Tairova Z.M., Strand J., Chevalier J. und Andersen O. (2012). PAH biomarkers in common eelpout (*Zoarces viviparus*) from Danish waters. *Marine Environmental Research*, 75, 45-53
- Theobald N., Schäfer S., Baass A.C. und Schröter-Kermani C. (2011). "Retrospective monitoring of perfluorinated compounds in fish from German rivers and coastal marine ecosystems." *Organohalogen Compounds*, 73, 440-443
- Thoresson G. (1993): Guidelines for Coastal Monitoring. Kustrapport 1993/1, *Fiskeriverket Kustlaborietet*, 1-31
- 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

- Velasco-Santamaria Y.M., Bjerregaard P. und Korsgaard B.(2013). Evidence of small modulation of ethinyl-estradiol induced effects by concurrent exposure to trenbolone in male eelpout *Zoarces viviparus*. *Environmental Pollution*, 178, 189-196.
- Vetemaa M. (1999): Reproduction Biology of the Viviparous Blenny (*Zoarces viviparus* L.). *Fiskeriverket Rapport*, 2, 81-96

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Aalmutter (<i>Zoarces viviparus</i>)
Zielkompartimente:	Muskulatur beider Körperhälften und Leber
Probenindividuen:	Alle vorhandenen Altersklassen
Stichprobenumfang:	mindestens 20 Individuen
Probenmenge für die UPB:	für eine Probenmenge von 1.100 g Muskulatur ist die Entnahme von 20-200 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 • verschließbare Kunststoffbeutel zum Einfrieren der Köpfe bzw. des seziierten Fisches
Probentransport und -zwischenlagerung	Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben (Dewar) in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN)
Erforderliche Ausrüstung für die Laborarbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Probendatenblätter zur biometrischen Probenbeschreibung, • Schlagstab und elektrische Fischbetäubungsanlage, • Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm), • 2x Laborwaage (Ablesung auf 0,1 g und 0,01 g), • Wiegeschale für Ganzfisch, • 2 Edelstahlbecher für Sezierbestecke. , • demineralisiertes Wasser, • Edelstahlzangen, • Edelstahl-Skalpellhalter mit Klängen, • Edelstahlpinzetten, • Edelstahlscheren, • Teflonsektionsplättchen für Sektion, • verschließbare Kunststoffbeutel zum Einfrieren der Köpfe bzw. des seziierten Fisches, • Edelstahlgefäße (5,5 l und 3,5 l), • Isolationsbehälter zur Aufnahme von Edelstahlgefäßen, • Flüssigstickstoff, • Laborhandschuhe und Laborkleidung, • Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit LIN • Papiertücher
Probencharakterisierung:	<ul style="list-style-type: none"> • Gewicht des Fisches (Ablesung auf 0,1 g) • Gesamtlänge des Fisches (Ablesung auf 0,5 cm) • Gewicht der Muskulatur, Leber und restlichen Innereien (Ablesung auf 0,1 g) • Bestimmung von Alter und Geschlecht • Korpulenzfaktor und Hepatosomatischer Index

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle(n)

Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Identifikation:

<u> </u> / X / <u> </u> / <u> </u> / <u> </u> / <u> </u> /	
<div style="border-left: 1px solid black; border-bottom: 1px solid black; width: 50%; margin-left: 25px;"></div>	Probenart
<div style="border-left: 1px solid black; border-bottom: 1px solid black; width: 50%; margin-left: 15px;"></div>	Probenzustand
<div style="border-left: 1px solid black; border-bottom: 1px solid black; width: 50%; margin-left: 10px;"></div>	Entnahmedatum (MM/JJ)
<div style="border-left: 1px solid black; border-bottom: 1px solid black; width: 50%; margin-left: 5px;"></div>	Probenahmegebiet (PNG)
<div style="border-left: 1px solid black; border-bottom: 1px solid black; width: 50%; margin-left: 2px;"></div>	Gebietsausschnitt (GA)
<div style="border-left: 1px solid black; border-bottom: 1px solid black; width: 50%; margin-left: 0px;"></div>	Probenahmefläche (PNF)
	Zusatzangabe

Probenahmefläche (Klartext)

Entnahmestelle (Nummer) _____

Entnahmestelle (Klartext) _____

Probenahmeleiter

Anmerkungen

Notizen

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 2: Probenahmemethode

Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Identifikation:

_____ / X / _____ / _____ / _____

von: _____ Datum der Probenahme bis: _____

Beginn: _____ Uhrzeit Ende: _____

Fangmethode

- Schleppnetz
 Schiebehamen / Strandwade
 Reusen
 Sonstige: _____

Hälterung

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung Aktion 1: _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung Aktion 2: _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung Aktion 3: _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung Aktion 4: _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung Aktion 5: _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung Aktion 6: _____ h

Lagerung

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

Bemerkungen: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 3.1: Probenbeschreibung - Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

Nr.	Gesamtlänge __ , __ cm	Gewicht ____ , __ g	Bemerkungen

Nr. (von bis), Datum, Unterschrift des Bearbeiters:

Nr. (von bis), Datum, Unterschrift des Bearbeiters:

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 3.2: Probenbeschreibung – Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

Nr.	Muskulatur ____, _g	Leber ____, _g	Innereien ____, _g	Geschlecht (ankreuzen)			Alter [a]	Bemerkungen
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		
				♂	♀	?		

Nr. (von bis), Datum, Unterschrift des Bearbeiters:

Nr. (von bis), Datum, Unterschrift des Bearbeiters:

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll Aalmutter (*Zoarces viviparus*)

Probenahmegebiet: _____ Identifikation: _____

Zugrundeliegende Fassung der Probenahmerichtlinie _____ . _____ . _____

Zugrundeliegende Fassung des Probenahmeplanes _____ . _____ . _____

1. Ziel der Probenahme: _____

2. Tatsächlicher Probenahmezeitraum:

Beginn		Ende		Probennummer		Leitung	Bemerkungen
Datum	Uhrzeit	Datum	Uhrzeit	von	bis		

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