



Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung



Brassen (*Abramis brama*)

Roland Klein, Martin Paulus, Kathrin Tarricone, Diana Teubner

Universität Trier, FB VI - Biogeographie
Universitätsring 15, 54296 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	3
5.3	Auswahl der Individuen und Stichprobengröße	3
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	8

Anhang: Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme
Probendatenblätter

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

Stand: Juni 2018, V 2.0.4

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 Koordinierung des Umweltbundesamtes (UBA). Die UPB sammelt ökologisch repräsentative Umweltproben sowie Humanproben, lagert sie ein und untersucht sie auf umweltrelevante Stoffe.

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

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.* (2012) 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

Der Brassen nimmt in limnischen Ökosystemen die trophische Stufe des karnivoren Konsumenten ein, wobei er als sogenannter Friedfisch nicht am Ende der Nahrungskette steht. Er ernährt sich überwiegend von Benthosorganismen, vor allem von zu den Detritusfressern zählenden Chironomidenlarven, Tubificiden, Gastropoden und Mollusken. Als Notnahrung dienen Pflanzen und Plankton. Durch das Gründeln besteht beim Brassen ein wesentlich stärkerer Bezug zum Sediment als bei Fischen der Freiwasserzone, wie z.B. beim Rotaugen (*Rutilus rutilus*).

Der Brassen wird seit langem als Akkumulationsindikator im passiven Biomonitoring erfolgreich eingesetzt (Brazova *et al.* 2012, Hradkova *et al.* 2012, Miede *et al.* 2012, Fliedner *et al.* 2014). Darüber hinaus wird er in einigen Freilanduntersuchungen auch als Wirkungsindikator verwendet (Morozov *et al.* 2012, Giari *et al.* 2012, Silkina *et al.* 2012, 2013, Teubner *et al.* 2015).

Folgende Gründe zeichnen den Brassen für seine besondere Eignung als Monitoringorganismus aus:

- weite Verbreitung in Europa mit Ausnahme des extremen Nordens und Südens,
- eine der häufigsten Fischarten in Mitteleuropa, steht daher für eine nachhaltige und langfristig wiederholbare Probenahme zur Verfügung,
- größte Art unter den häufigen Fischen Mitteleuropas, was insbesondere beim Sezieren von Organen günstig ist,
- lange Lebensdauer (bis zu 25 Jahren),
- weite ökologische Valenz, d.h. kommt in langsam fließenden und stehenden Gewässern mit unterschiedlicher Belastung und unterschiedlichem Ausbaugrad vor und bewohnt auch den Brackwasserbereich der Ostsee,
- Resistenz gegenüber hohen Schadstofffrachten,
- relativ standorttreu, wobei in Abhängigkeit vom Gewässer und Räuberdruck jahreszeitliche Ortsveränderungen von Teilen der Population bekannt sind (Donnelly *et al.* 1998, Gardner *et al.* 2013),

- spiegelt die „Belastungssituation“ der Gewässersohle inklusiv Sediment (Farkas *et al.* 2002) und des Freiwasserkörpers wider,
- regional wird er als Speisefisch genutzt, wodurch ein direkter Bezug zur menschlichen Nahrungskette besteht.

Schwierigkeiten ergeben sich bei der Durchführung von Toxizitäts- und Wirkungstests im Labor, da sich Brassen schlecht züchten und halten lassen.

4 Zielkompartimente

Für die UPB werden einzelne geeignete Organe beprobt, da eine ausreichende Homogenisierung von Ganzfischen nicht möglich ist (Paulus und Klein 1995).

Muskulatur und Leber kommen für Untersuchungen auf chemische Substanzen in Betracht. Für die Muskulatur spricht, dass sie den essbaren Anteil von Fischen darstellt und damit eine Verbindung zur Nahrungskette des Menschen besteht. Eine leichte Sezierbarkeit und die 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.

Blutplasma wird in erster Linie für Wirkungsuntersuchungen mit Hilfe von Biomarkern (z.B. immunologische, hormonelle, genotoxische Änderungen und Anpassung) entnommen. Aufgrund seines Lipid-Gehaltes und seiner homöostatischen Regulationsfunktionen kann es auch zur Gehaltsbestimmung von organischen, fettlöslichen Xenobiotika und Elementen herangezogen werden. In der klinischen Diagnostik stellt Blutplasma die wichtigste Körperflüssigkeit dar.

5 Festlegungen für die Probenahme

5.1 Artbestimmung

Der Brassen kann leicht mit *Blicca björkna* (Güster, weißer Brassen, Silberbrassen usw.) verwechselt werden. Wichtige Unterscheidungsmerkmale sind in Abb. 1 dargestellt. Darüber hinaus tendiert der Brassen dazu, sich mit dieser Art sowie mit anderen Vertretern der Cypriniden zu kreuzen (Hayden *et al.* 2010, Hayden *et al.* 2014), wobei auch fertile Hybride entstehen können.

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen

Da die Probenahmeflächen repräsentativ für das jeweilige 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.

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Aus Gründen der Vergleichbarkeit der anzufertigenden Mischproben ist für die zu beprobenden Brassen eine einheitliche Altersklasse zu definieren. Diese sollte neben der Verfügbarkeit auch ausreichend hohe Gewichte der Individuen und ihrer Organe garantieren. Die genannten Bedingungen werden in den sehr unterschiedlichen Gewässertypen am besten von acht- bis zwölfjährigen Brassen erfüllt. Ergebnisse von Screenings belegen, dass innerhalb dieser Altersklasse Metalle unabhängig vom Alter akkumuliert werden. Für organische Schadstoffe ist eine altersabhängige Akkumulationsrate innerhalb der genannten Zielaltersklassen bisher nicht bekannt (Paulus und Klein 1995).

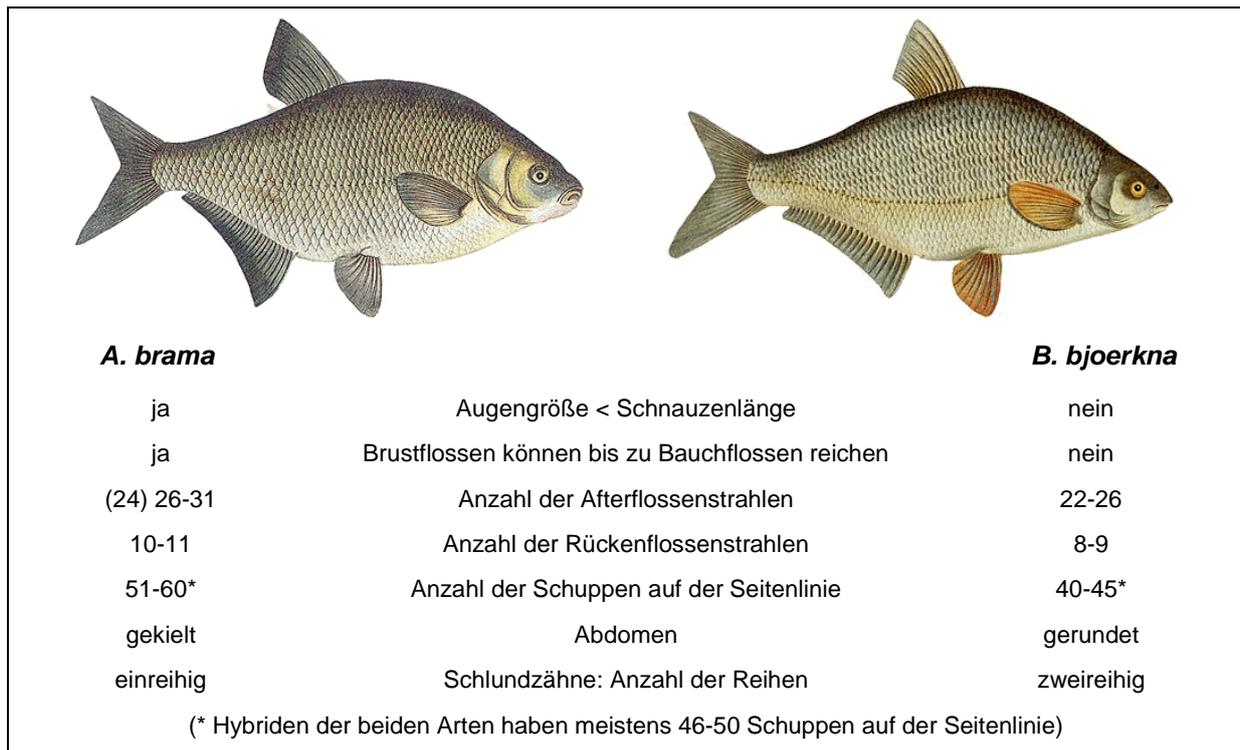


Abb. 1: Unterscheidungsmerkmale von *Abramis brama* und *Blicca björkna*

Während der Probenahme kann die altersmäßige Zuordnung der Fische nur anhand der Länge und des Gewichtes abgeschätzt werden. Da das Wachstum der Brassen gewässerspezifisch stark variiert, können keine allgemeingültigen Anhaltswerte zu Länge und Gewicht acht- bis zwölfjähriger Brassen getroffen werden. Es ist daher notwendig, vor der ersten Probenahme ein Screening durchzuführen, das über die Verfügbarkeit und die Wachstumsbedingungen der Brassen an der jeweiligen Probenahme fläche Aufschluss gibt. Gleichzeitig dient das Screening dazu, anhand von mindestens 20 Brassen die individuelle Streubreite der Stoffgehalte zu ermitteln.

Die Altersbestimmung anhand der Schuppen und Kiemendeckel kann erst nach der Probenahme im Labor durchgeführt werden (Kap. 7). Daher sind auch Brassen außerhalb der geforderten Altersklasse in der Stichprobe vorhanden. Sind Ausfälle in der Zielaltersklasse zu verzeichnen, ist zur Gewinnung einer Probe gegebenenfalls auf jüngere oder ältere Altersklassen auszuweichen. Da Juvenilstadien großen physiologischen Schwankungen unterworfen sein können, sollten geschlechtsreife Individuen beprobt werden. Als

Eintritt der Geschlechtsreife wird beim Brassen das 3. bis 4. Lebensjahr angegeben.

Aus statistischen Gründen müssen für die UPB mindestens 20 Brassen pro Probenahme seziert und eingelagert werden. Dadurch wird im Regelfall die für das UPB-Lager erforderliche Probenmenge erreicht.

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 stattfinden.

Die Probenahme wird nach der Laichperiode der Brassen je nach Gewässer von etwa Mitte Juli bis Ende Oktober durchgeführt. Spätere Termine erschweren den Fang der im Winter relativ inaktiven Brassen. Die Laichzeit zwischen April bis Anfang Juli gilt als Zeitraum ständiger physiologischer Veränderungen bei geschlechtsreifen Individuen und scheidet aufgrund dieser nicht zu standardisierenden Dynamik aus.

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 (z. B. Genehmigung des zuständigen Wasser- und Schifffahrtsamtes zum Befahren des Gewässers und der Betriebswege, Genehmigung der zuständigen Fischerei- bzw. Naturschutzbehörde, Ausnahmegenehmigung der zuständigen Naturschutzbehörde für das Haltern der Fische und der Sektion).

Darüber hinaus ist für den Fang von Brassen das Vorhandensein einer Genehmigung des Fischereiberechtigten bzw. -ausübungsberechtigten notwendig.

Durch die Beschreibung der Gebietscharakteristika im gebietsbezogenen Probenahmeplan wird die Reproduzierbarkeit der Probenahme sichergestellt. 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 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:

- Fangausrüstung je nach der einzusetzenden Methode (s. Kap.6.2),
- artgerechtes Netzgehege,
- artgerechter Fischtransportbehälter (mindestens 200 l) mit Belüftungseinrichtung,
- Kescher.

Für die Laborarbeit:

- Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter,
- Probendatenblätter
- wasserfester Markierungsstift,
- Schlagstab,
- elektrische Fischbetäubungsanlage,
-
- Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm),
- Laborwaage (Ablesung auf 1 g),
- Laborwaage (Ablesung auf 0,1 g),
- Wiegeschale für Ganzfisch
- 2 Edelstahlbecher für Sezierbestecke,
- demineralisiertes Wasser (Aqua_{demin})
- Edelstahl-Pinzetten,
- Edelstahl-Skalpellhalter mit Klingen,
- Edelstahlscheren,
- Edelstahlzangen,
- Knochenschere,
- Teflon-Sezierunterlagen,
- 2,6 ml Polypropylenröhrchen mit Eindrückstopfen, heparinisiert (S-Monovette mit 10-30 I.E./ml Vollblut), pro Individuum 2 Stück,
- 0,9 mm Kanüle, 38 mm Länge,
- Laborpipetten mit entsprechenden Pipettenspitzen (0,1-1000 µl),
- mit Identifikation etikettierte Kryoröhrchen (PP), (Ø11 mm, L 47 mm, Inhalt max. 500 µl),
- kühlbare Laborzentrifuge,
- Laborhandschuhe und Laborkleidung,
- Papiertücher,
- Edelstahlgefäße (3,5 l und 5,5 l) mit Deckel und Klammer und Pappprackeinsätze für Blutplasma-proben,
- Gefrierbeutel oder verschließbare Plastikgefäße für Kiemendeckel,
- Papiertüten für Schuppen,

- Isolationsbehälter für die Aufnahme von Edelstahlgefäßen (Dewar),
- Flüssigstickstoff (LIN),
- Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff für die benötigte Anzahl von Edelstahlgefäßen.

Bei Screenings zusätzlich:

- 100 ml-Gefäße aus Borosilikat für Lebern,
- Edelstahlgefäße (1,5 l),
- Edelstahltrichtersieb,
- Edelstahlgefäß 3,5 l.

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 im geschlossenen Trockenschrank abkühlen. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmetechnik

Die Fangmethoden für acht- bis zwölfjährige Brassen richten sich in erster Linie nach den örtlichen Gegebenheiten. Es ist nicht möglich, die gleiche Fangmethode in allen Gewässern erfolgreich einzusetzen.

Stellnetze werden in tiefen, stehenden und langsam fließenden Gewässern bzw. deren Seitenarmen eingesetzt. Geeignet sind Kiemen- oder Spiegelnetze, die als Grundstellnetze gearbeitet sind, mit einer Maschenweite zwischen 70 – 100 mm je nach Größe der acht- bis zwölfjährigen Brassen. Die maximale Stellzeit sollte in der Regel wenige Stunden nicht überschreiten, da die gefangenen Fische ansonsten zu sehr gestresst und geschädigt werden können. Die relativ großen Maschenweiten haben den Vorteil, dass in

Verbindung mit der kurzen Standzeit der Einfluss auf die non-target-Arten minimal gehalten wird.

Zugnetze eignen sich vor allem für den Fang von Brassen in flachen, stehenden Gewässern. In sehr großen Fließgewässern werden auch Schlepp-, Treib- oder Hamennetze als geeignete Fangmethoden eingesetzt.

Zusätzlich kann bei Bedarf in geeigneten Gewässerbereichen auch die Elektrofischerei als Fangtechnik in Frage kommen.

Das Angeln der Brassen sollte nur dann erfolgen, wenn mit den übrigen Methoden keine ausreichenden Fangergebnisse zu erzielen sind. In der Regel muss vor dem Angeln angefüttert werden, um Aussicht auf Erfolg zu haben.

Für alle Fangmethoden gilt, dass die Brassen unmittelbar nach dem Fang artgerecht in Habitatwasser gehältert werden. Für die Hälterung eignen sich Netzgehege, Setzkescher oder spezielle Fischtransportbehälter, die mit Habitatwasser zu befüllen sind. Letztere werden über eine Belüftungseinrichtung mit Atemluft versorgt.

Die Individuen dürfen nicht länger als vier Tage gehältert werden, da eintretende Hungerzustände physiologische Veränderungen zur Folge haben (Kausch 1972).

Zur weiteren Bearbeitung werden die Fische einzeln aus dem Netzkäfig oder Transportbehälter mit einem Kescher entnommen. Vor dem Betäuben mittels elektrischer Anlage ist die genaue Artansprache durchzuführen. Anschließend erfolgt die Blutentnahme von mindestens 2 x 2,5 ml Vollblut aus dem Herz. Die Monovette wird so geführt, dass die Kanüle durch den geöffneten Kiemendeckel die Kiemenwand unmittelbar über dem Knochenboden durchsticht.

Der betäubte Fisch wird danach tierschutzgerecht getötet. Anschließend sind folgende Arbeitsschritte chronologisch auszuführen:

- Wiegen (Ablesung auf 1 g).
- Messen der Länge (Ablesung auf 0,5 cm) von Schnauzenspitze bis zum Ende der zusammengelegten Schwanzspitzen (= Gesamtlänge oder LC) und der Länge von der Schnauzenspitze bis zur Mitte zwischen den Enden der Schwanzgabel (= Totallänge = Gabellänge oder LT).

- Protokollieren aller auffallenden Merkmale auf der Haut.
- Entnahme von mindestens sechs Schuppen kurz unterhalb der Seitenlinie, zwischen Bauch- und Afterflosse mit einer Pinzette und Verpacken in beschriftete Papiertüten.
- Zentrifugieren der Blutprobe (10 min bei 3000 U/min 3°C (+/- 3°)) oder sofortiges Überführen in einen Kühlschrank bei 5°C (+/- 3°) bis zur Zentrifugation, die spätestens vier Stunden nach der Blutentnahme durchzuführen ist.
- Danach wird das Blutplasma abpipettiert, in PP-Kryoröhrchen zu mindestens 60 µl pro Probengefäß aliquotiert und über LIN überführt.

Die anschließende Sektion erfolgt unter einem Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter. Die benötigten Instrumente sind in zwei mit demineralisiertem Wasser gefüllten Edelstahlbechern bereitzustellen. In einem Becher 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:

- Einschneiden der Haut entlang der Rücken-, Bauchlinie und der Kiemendeckel auf der linken Körperseite mit einer Edelstahlschere; um keine Organe zu verletzen ist dabei darauf zu achten, dass die Schnitte nicht tief ins Muskelfleisch bzw. nicht in die Bauchhöhle erfolgen.
- Abziehen der Haut vom Kopf zum Schwanz mit starken Edelstahlzangen.
- Einschneiden der Muskulatur mit einem Skalpell entlang der Rückenlinie und der Oberkante der Wirbelsäule und 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 Teflonunterlage (Ableseung auf 0,1 g) und Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (5,5 l), die Muskulatur aller seziierten Brassen wird gemeinsam eingefroren.
- Öffnen des Bauchraumes mit Edelstahlschere/Knochenzange; dabei ist darauf zu achten, dass keine Organe verletzt werden.
- Entnahme der Leber mit Edelstahlpinzette und Edelstahlschere ohne andere Organe zu verletzen, insbesondere die Galle.
- Wiegen der Leber (Ableseung auf 0,1 g) und Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (3,5 l), die Lebern aller Brassen werden gemeinsam eingefroren.
- Entnahme der Milz und Wiegen (Ableseung auf 0,1 g).
- Entnahme der übrigen Innereien (außer der Niere) und Wiegen (Ableseung auf 0,1 g).
- Bestimmung des Geschlechts.
- Sektion der Niere samt Kopfniere und Wiegen (Ableseung auf 0,1 g).
- Abtrennen der Kiemendeckel und Verpacken in beschriftete Gefäße zum Mazerieren.
- Protokollieren aller auffallenden Merkmale an inneren Organen.

Bei der Durchführung von Screenings zur Feststellung der individuellen Streubreite der Stoffgehalte wird an mindestens 20 Brassen bei der Sektion der Muskulatur und beim Verpacken der Leber wie folgt davon abgewichen:

- Zusätzliches Sezieren und Wiegen der Muskulatur der rechten Körperhälfte.
- Jede Muskulatur wird einzeln in 1,5 l-Edelstahlgefäße in Flüssigstickstoff schockgefrostet und verpackt.
- Jede Leber wird einzeln in einem Edelstahltrichtersieb schockgefrostet (verhindert Festkleben an Flasche) und anschließend in einer 100 ml-Gefäß Borosilikat einzeln verpackt.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Die meisten biometrischen Kenngrößen werden bei der Probenahme ermittelt (Kap.6.2). Lediglich die Altersbestimmung erfolgt nach der Probenahme im Labor anhand der Schuppen und der Kiemendeckel. Die Kiemendeckel müssen zunächst mazeriert und anschließend gesäubert werden. Sowohl bei den Schuppen als auch bei den Kiemendeckeln werden die Jahresringe, die sich im Winter ausbilden und als Linien zu erkennen sind, gezählt. Kiemendeckel liefern vor allem bei Brassen, die älter als zehn Jahre sind, sicherere Ergebnisse als Schuppen.

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, chronischen Sauerstoffmangel oder Vergiftungsercheinungen verursacht sein können (Teubner *et al.* 2015).

Der Hepatosomatische Index wird verwendet, um Einflüsse von Umweltschadstoffen zu erkennen, die eine Lebervergrößerung zur Folge haben (Sloof *et al.* 1983). Er errechnet sich aus:

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

8 Literatur

- Brazova T., Hanzelova V., Miklisova D., Salgovicova D. und Turcekova L. (2012). Biomonitoring of polychlorinated biphenyls (PCBs) in heavily polluted aquatic environment in different fish species. *Environmental monitoring and assessment* 184(11), 6553-6561
- Donnelly R.E., Caffrey J.M. und Tierney D.M. (1998): Movements of a bream (*Abramis brama* (L.)), rudd x bream hybrid, tech (*Tinca tinca* (L.)) and pike (*Esox lucius* (L.)) in an Irish canal habitat. *Hydrobiologia* 371/372, 305-308
- Farkas A., Salank J. und Specziar A. (2002). Relation between growth and the heavy metal concentration in organs of bream *Abramis brama* L. populating Lake Balaton. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 43(2), 236-243
- Fliedner A., Rüdell H., Knopf B., Weinfurter K., Paulus M., Ricking M. und Koschorreck J. (2014). Spatial and temporal trends of metals and arsenic in German freshwater compartments. *Environmental Science and Pollution Research*, 21(8), 5521-5536
- Gardner C.J., Deeming D.C. und Eady P.E. (2013). Seasonal movements with shifts in lateral and longitudinal habitat use by common bream, *Abramis brama*, in a heavily modified lowland river. *Fisheries management and ecology* 20, 315-325
- Giari L., Dezfuli B. S., Lanzoni M. und Castaldelli G. (2012). The impact of an oil spill on organs of bream *Abramis brama* in the Po River. *Ecotoxicology and environmental safety* 77, 18-27
- Hayden B., Pulcini D. Kelly-Quinn M, O'Grady M., Caffrey J., McGrath A. und Mariani S. (2010). Hybridisation between two cyprinid fishes in a novel habitat: genetics, morphology and life-history traits. *Bmc Evolutionary Biology* 10(1), 169
- Hayden B., McLoone P., Coyne J. und Caffrey J. M. (2014). "Extensive Hybridisation between roach, *Rutilus rutilus* L., and common bream, *Abramis brama* L., in Irish lakes and rivers." *Biology and Environment- Proceedings of the Royal Irish Academy* 114 B (1), 35-39
- Hradkova P., Pulkrabova J., Kalachova K., Hlouskova V., Tomaniova M., Poustka J. und Hajslova J. (2012). Occurrence of halogenated contaminants in fish from selected river localities and ponds in the Czech Republic. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 62(1), 85-96
- Klein R., Paulus M., Tarricone K. und Teubner D. (2012). Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung Brassen (*Abramis brama*). www.umweltprobenbank.de
- Matondo B. N., Ovidio M., Poncin P., Kakesa T. A., Wamuini L. S. und Philippart J. C. (2007). Hybridization success of three common European cyprinid species, *Rutilus rutilus*, *Blicca bjoerkna* and *Abramis brama* and larval resistance to stress tests. *Fisheries Science* 73(5): 1137-1146
- Miege C., Peretti A., Labadie P., Budzinski H., Le Bizec B., Vorkamp K., Tronczynski J., Persat H, Coquery M. und Babut, M. (2012). Occurrence of priority and emerging organic compounds in fishes from the Rhone River (France). *Analytical and Bioanalytical Chemistry* 404(9): 2721-2735
- Morozov A. A., Chuiko G. M. und Brodskii E. S. (2012). Functional state of the liver antioxidant system of the bream *Abramis brama* (L.) from Rybinsk Reservoir regions with different anthropogenic loads. *Inland Water Biology* 5(1), 147-152
- 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.
- Persson A. und Brönmark C. (2002). Foraging capacities and effects of competitive release on ontogenetic diet shift in bream, *Abramis brama*. *Oikos* 97, 271-281
- Silkina N. I., Mikryako, V. R. und Mikryakov D. V. (2012). Effect of anthropogenic pollution on oxidative processes in the liver of fish from the Rybinsk Reservoir. *Russian Journal of Ecology* 43(5), 386-389
- Silkina N. I., Mikryakov V. R. und Mikryakov D. V. (2013). Specific features of immune status and lipid metabolism in bream, *Abramis brama* L. from the Kuban River. *Russian Journal of Ecology* 44(4), 332-335
- Slooff W. van Kreijl C.F. und Baars A. J. (1983). Relative liver weights and xenobiotic-metabolizing enzymes of fish from polluted surface waters in the Netherlands. *Aquatic Toxicology*, 4, 1-14

- Teubner D., Paulus M., Veith M. und Klein R. (2015). Biometric parameters of the bream (*Abramis brama*) as indicators for long-term changes in fish health and environmental quality – Data from the German ESB. *Environmental Science and Pollution Research*, 22, 1620–1627
- 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

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Brassen (<i>Abramis brama</i>)
Zielkompartimente:	Muskulatur und Leber, Blutplasma
Probenindividuen:	acht- bis zwölfjährige Individuen (Zielaltersklasse)
Stichprobenumfang:	mindestens 20 Individuen
Probenmenge für die UPB:	Muskulatur der linken Körperhälfte, entspricht im Regelfall > 2.200g, gesamte verfügbare Lebern
Probenahmezeitraum:	von etwa Mitte Juli bis Ende Oktober
Probenahmehäufigkeit:	1 Probenahme pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung für die Geländearbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Probendatenblätter zur Dokumentation während der Probennahme) • Fangausrüstung je nach der einzusetzenden Methode (s. Kap.6.2) • artgerechter Netzkäfig und artgerechter Fischtransportbehälter mit Belüftungseinrichtung • Kescher
Probenverpackung bis zur -aufarbeitung:	<ul style="list-style-type: none"> • Edelstahlgefäße (3,5 bzw. 5,5 l) mit Deckel und Klammer • Papiertüten • Zipp-Beutel oder verschließbare Plastikgefäße für Kiemendeckel • bei Screenings zusätzlich: 100 ml-Gefäße aus Borosilikat und 1,5 l-Edelstahlgefäße
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 • Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter, • Schlagstab • elektrische Fischbetäubungsanlage • Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm) • Laborwaagen (Ablesung auf 1 g bzw. 0,1 g) und Prüfgewichte • Wiegeschale für Ganzfisch • 2,6 ml Polypropylenröhrchen mit Eindrückstopfen, heparinisiert (S-Monovette mit 10-30 I.E./ml Vollblut) und 0,9 mm Kanüle, 38 mm Länge • Laborpipetten mit entsprechenden Pipettenspitzen (0,1 – 1000 µl) • mit Identifikation etikettierte Kryoröhrchen (PP) • kühlbare Laborzentrifuge mit Ausschwingrotor • 2 Edelstahlbecher für Sezierbestecke • demineralisiertes Wasser • Edelstahlpinzetten • Edelstahlskalpellhalter mit Klängen • Edelstahlscheren • Edelstahlzangen • Edelstahl-Knochenschere • Teflon-Sezierunterlagen • Laborhandschuhe und Laborkleidung • Flüssigstickstoff • Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem

	<p>Stickstoff</p> <ul style="list-style-type: none"> • Edelstahlgefäße (5,5 l und 3,5 l) mit Deckel und Klammer und Pappdeckel-Einsätze für Blutplasma-Proben
Probencharakterisierung:	<ul style="list-style-type: none"> • Gewicht des Fisches (Ablesung auf 1 g) • Gesamt- und Totallänge des Fisches (Ablesung auf 0,5 cm) • Gewicht der Muskulatur, Leber, Nieren, Milz und restlichen Innereien (Ablesung auf 0,1 g) • Alter und Geschlecht • Korpulenzfaktor und Hepatosomatischer Index

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle(n)

Brassen (*Abramis brama*)

Identifikation:

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

Probenahmefläche (Klartext) _____

Entnahmestelle (Nummer) _____

Entnahmestelle (Klartext) _____

Probenahmeleiter _____

Anmerkungen _____

Notizen _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 2: Probenahmemethode

Brassen (*Abramis brama*)

Identifikation: _____ / X / _____ / _____ / _____

von: _____ Datum der Probenahme bis: _____

Beginn: _____ Uhrzeit Ende: _____

Fangmethode:

	Aktion 1	Aktion 2	Aktion 3	Aktion 4	Aktion 5	Aktion 6
Stellnetz	<input type="checkbox"/>					
Zugnetz	<input type="checkbox"/>					
Elektrofischfanggerät	<input type="checkbox"/>					
Schlepp- und Hamennetz	<input type="checkbox"/>					
Angel	<input type="checkbox"/>					
Sonstige	<input type="checkbox"/>					

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

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 4.1: Lagerung (nicht zur Eingabe ins Informationssystem IS UPB)

Brassen (*Abramis brama*) – Regelfall für Mischproben

Identifikation

____ / X / ____ / ____ / ____

Nummer des Edelstahlgefäßes

Matrix

Bemerkungen:

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 4.2: Lagerung (nicht zur Eingabe ins Informationssystem IS UPB)

Brassen (*Abramis brama*) – Einzelproben

Identifikation

_____ / X / _____ / _____ / _____

Fischnummer	Nummer des Edelstahlgefäßes	Matrix (Klartext)
01	_____	
02	_____	
03	_____	
04	_____	
05	_____	
06	_____	
07	_____	
08	_____	
09	_____	
10	_____	
11	_____	
12	_____	
13	_____	
14	_____	
15	_____	
16	_____	
17	_____	
18	_____	
19	_____	
20	_____	

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probenahmeprotokoll Brassen (*Abramis brama*)

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
--------------------------	--------------------------------	-----------------------