



Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung

Brassen (*Abramis brama*)



Roland Klein, Martin Paulus, Kathrin Tarricone, Diana Teubner

Universität Trier, FB VI - Biogeographie
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	4
5.4	Probenahmezeitraum und -häufigkeit	5
5.5	Gebietsbezogener Probenahmeplan	5
6	Durchführung der Probenahme	5
6.1	Erforderliche Ausrüstung und Reinigungsvorschriften.....	5
6.2	Probenahmetechnik	6
7	Biometrische Probencharakterisierung	8
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: August 2012, V 2.0.2

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 KLEIN & PAULUS (1993) 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

Brassen nehmen in limnischen Ökosystemen die trophische Stufe der carnivoren Konsumenten ein, wobei sie als sogenannte Friedfische nicht am Ende der Nahrungskette stehen (MÜLLER & WAGNER 1985, 1988). Sie ernähren sich überwiegend von Benthosorganismen, vor allem von zu den Detritusfressern zählenden Chironomidenlarven, carnivoren Libellenlarven und Mollusken (LÖFFLER 1982, 1984, WINFIELD & TOWNSEND 1988, ABDULLAEV 1980, PERSSON & BRÖNMARK 2002). Durch diesen Kontakt zur Gewässersohle entsteht ein Bezug zum Sediment und nicht nur allein zum Freiwasserkörper – wie z.B. beim Rotaugen (*Rutilus rutilus*).

Der Brassen wird seit langem als Akkumulationsindikator im passiven Biomonitoring erfolgreich eingesetzt (KITTELBERGER 1973; APPEL 1980; WACHS 1980; KRÜGER & KRUSE 1981, 1984; LINDSTROM-SEPPA & OIKARI 1990; PAULUS & KLEIN 1995). Darüber hinaus wird er in einigen Freilanduntersuchungen auch als Wirkungsindikator, insbesondere zur Feststellung endokriner Wirkungen, verwendet (TYLER ET AL. 1996; LEHMANN ET AL. 2000; HECKER 2001). Er wird aus folgenden Gründen als geeigneter Bioindikator angesehen:

- weite Verbreitung in Europa mit Ausnahme des extremen Nordens und Südens (LADIGES 1979; LELEK & BUHSE 1992);
- eine der häufigsten Fischarten in Mitteleuropa (MÜLLER 1983); 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: kommt in (langsam) fließenden und stehenden Gewässern mit unterschiedlicher Belastung und mit unterschiedlichem Ausbaugrad vor; bewohnt auch den Brackwasserbereich der Ostsee (MÜLLER 1983; LELEK & BUHSE 1992);

- „konservativ“ reagierender Fisch (HARTMAN 1978, 1979), d.h. es bestehen selbst bei Änderung des Eutrophierungsgrades der Gewässer stabile Populationen; die Individuen verändern darüber hinaus ihr Längenwachstum und ihre Gewichtszunahme nur geringfügig (GOLDSPINK 1978; DEUFEL 1978; LÖFFLER 1982);
- Resistenz gegenüber hohen Schadstofffrachten (MÜLLER & MENG 1990);
- relativ standorttreu, wobei allerdings unklar ist, ob die Standorttreue in allen Gewässern gegeben ist und welche Teile der jeweiligen Population sich wie weit vom Geburtsort entfernen (HARTMAN & LÖFFLER 1977, 1978; SCHULZ & BERG 1987; DONNELLY ET AL. 1998);
- spiegelt die „Belastungssituation“ der Gewässersohle (inkl. Sediment) und des Freiwasserkörpers wieder;
- regional wird er als Speisefisch genutzt (LADIGES & VOGT 1979; MÜLLER 1983), 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 & 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 Regelungsfunktionen 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 (WOOD & JORDAN 1987).

5.2 Auswahl und Abgrenzung der Probenahmeflächen

Die Probenahmeflächen müssen repräsentativ für das jeweilige Ökosystem sein. Sie dürfen sich nicht in unmittelbare Nähe lokaler Emittenten befinden - der Abstand wird aus der Art der Emissionen und zahlreicher hydrologischer sowie hydrographischer Faktoren bestimmt, wie z.B.:

- Gewässertiefe, -breite, -fläche, -volumen
- Durchmischungsintensität
- pH-Wert
- Sauerstoffgehalt
- Wasserhärte
- Leitfähigkeit
- Trophiegrad
- Fließgeschwindigkeit
- Windrichtung
- Windstärke
- Uferbeschaffenheit
- Exposition usw.

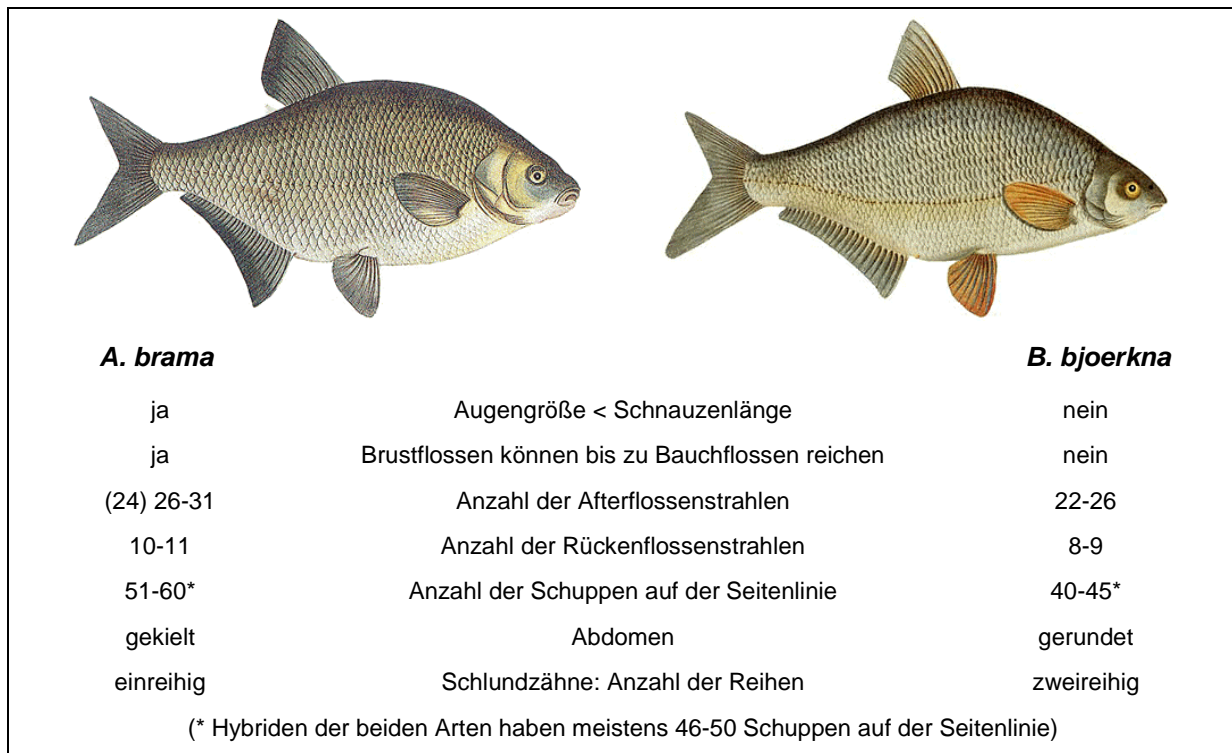


Abb. 1: Unterscheidungsmerkmale von *Abramis brama* und *Blicca bjoerkna*

Nach diesen Kriterien muss der Abstand vom nächstgelegenen Emittenten für jede Probenahme fläche separat ermittelt werden (Kap. 5.5).

5.3 Auswahl der Individuen und Stichprobengröße

Aus Gründen der Vergleichbarkeit der anzufertigenden Homogenate muss für die beprobten Brassen eine Altersklasse definiert werden, die neben der Verfügbarkeit auch ausreichend hohe Gewichte der Individuen und ihrer Organe garantiert. 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 (KLEIN & PAULUS 1995).

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 mind. 20 Brassen die individuelle Streubreite der Stoffgehalte zu ermitteln.

Gewicht und Länge der Brassen liefern aber während der Probenahme lediglich Anhaltswerte. Die genaue 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.

Es sollten aus statistischen Gründen mindestens 20 Brassen pro Probenahme seziert und eingelagert werden. Diese Mindestzahl ist in Gewässern mit kleinen (verbütteten) Brassen zu erhöhen, um zumindest vom Muskelfleisch die für das UPB-

Lager erforderliche Probenmenge von 2.200 g zu erreichen.

5.4 Probenahmezeitraum und -häufigkeit

Für die UPB sollte eine jährliche Probenahme stattfinden.

Die Probenahme wird nach der Laichperiode der Brassen im August und September bzw. je nach Witterungsverlauf bereits Mitte Juli bzw. spätestens Mitte Oktober durchgeführt. Spätere Termine erschweren den Fang der in der kalten Jahreszeit tiefer im Gewässer stehenden Brassen. Die Laichzeit (etwa ab 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. -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 (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 im Netzgehege und der Sektion).

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

Durch die Beschreibung der Gebietscharakteristika im gebietsbezogenen Probenahmeplan wird die langfristige Kontinuität der Probenahme gesichert. 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,
- artgerechtes Hälterungsbecken (mind. 200l) mit Belüftungseinrichtung,
- Kescher.

Für die Laborarbeit:

- Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter,
- Probendatenblätter zur Dokumentation während der Probenahme (Entnahmestelle, Probenahmemethode, Probenbeschreibung, Lagerung, Altersbestimmung),
- wasserfester Markierungsstift,
- Teflonstab und elektrische Fischbetäubungsanlage,
- Fotoausrüstung,
- Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm),
- Laborwaage (Ablesung auf 1g),
- Laborwaage (Ablesung auf 0,01g),

- Edelstahl-Pinzette,
- Gefrierbeutel für Kiemendeckel,
- Edelstahl-Skalpellhalter mit Klingen,
- Edelstahlscheren,
- Edelstahlzangen,
- Knochenschere,
- 2 Edelstahl-Bechergläser für Aquadeion.,
- deionisiertes Wasser,
- Edelstahlschale,
- PTFE-Sezierunterlagen,
- Lupe oder Binokular,
- 2,6 ml Polypropylenröhre 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 mit Ausschwingrotor,
- Laborhandschuhe,
- Laborkleidung,
- Papiertücher,
- Papiertüten,
- Edelstahlgefäße (5,5 l und 3,5 l) mit Deckel und Klammer und Pappdeckel-Einsätze für Blutplasma-Proben,
- Isolationsbehälter für die Aufnahme von Edelstahlgefäßen,
- Flüssigstickstoff,
- Hilfsmittel und Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Kühlvorrichtungen zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff (LIN) für die benötigte Anzahl von Edelstahlgefäßen,

bei Screenings zusätzlich:

100 ml Schott-Duran-Flaschen,
500 ml Schott-Duran-Flaschen

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 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 dem Gewässertyp gemäß Wasserrahmenrichtlinie (RICHTLINIE 2000/60/EG), weshalb es nicht möglich ist, dieselbe Fangmethode in allen Gewässern mit Erfolg einzusetzen.

Zugnetze eignen sich vor allem für den Fang von Brassen in flachen, stehenden Gewässern. In sehr großen Fließgewässern werden auch **Schlepp- oder Hamennetze** als geeignete Fangmethoden eingesetzt (MÖLLER 1984).

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

Die oben genannten Fanggeräte und -methoden werden in der Regel von Berufsfischern bzw. speziell geschultem Personen eingesetzt. Daher sind nähere technische Ausführungen hierzu nicht notwendig.

Stellnetze werden in tiefen, stehenden und langsam fließenden Gewässern bzw. deren Seitenarmen eingesetzt. Geeignet sind Kiemennetze, die als Grundstellnetze gearbeitet sind, mit einer Maschenweite zwischen 70-100 mm je nach Gewässerkategorie und -typ und 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.

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. Die Futterart ist wie die Fangmethode im Protokoll zu vermerken.

Für alle Fangmethoden gilt, dass die Brassen nach dem Fang unmittelbar in einen artgerechten Netzkäfig umzusetzen sind, der frei im Habitatwasser schwimmt. Pro Netzkäfig sollten je nach Größe der Brassen nicht mehr als 25 Tiere gleichzeitig gehalten werden.

Alternativ können die Fische auch in artgerechten Transportbehältern eingesetzt werden, die über eine Belüftungseinrichtung mit Frischluft versorgt werden. Dies ist notwendig, wenn der Laborwagen nicht in unmittelbarer Ufernähe aufgestellt werden kann.

Wichtig ist, dass kein Individuum länger als vier Tage gehalten werden darf, da dann durch Hungerzustände physiologische Veränderungen stattfinden (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 mind. 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 und sofort in einen Laborwagen (Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter) gebracht. Danach sind folgende Arbeitsschritte chronologisch auszuführen:

- Wiegen (Ableseung auf 1 g);
- Messen der Länge (Ableseung 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 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 in beschriftete Papiertüten verpacken;

- Zentrifugieren der Blutprobe (10 min bei 3000 U/min 2°C (+/- 3°)) oder sofortiges Überführen in einen KÜhlschrank bei 5°C (+/- 3°) bis zur Zentrifugation, die allerdings spätestens vier Stunden nach der Blutentnahme durchzuführen ist;
- Danach wird das Blutplasma abpipettiert, in PP-Kryoröhrchen zu mind. 100 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 deionisiertem Wasser 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:

- 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 Teflonschale (Ableseung auf 0,1g) und Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (5,5 l) (die Muskulatur aller sezierter Brassen wird gemeinsam eingefroren);
- Öffnen des Bauchraumes mit einer Edelstahlschere; beim Hoch- und Abheben der Bauchdecke 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 0,1g); Bestimmung des Geschlechts anhand der Gonaden mittels einer Lupe oder eines Binokulars;
- 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 an mind. 20 Brassen zur Feststellung der individuellen Streubreite der Stoffgehalte wird bei der Sektion der Muskulatur und beim Verpacken der Leber wie folgt davon abgewichen:

- die Muskulatur der rechten Körperhälfte ist zusätzlich zu sezieren, zu wiegen und je nach Größe in einer 100 ml oder 500 ml Schott-Duran-Flasche einzeln (!) zu verpacken
- jede Leber ist in einer 100 ml Schott-Duran-Flasche einzeln zu verpacken.

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 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. Die zweifache Altersbestimmung garantiert, dass auch kritische Fälle altersmäßig zu determinieren sind. Kiemendeckel liefern vor allem bei Brassen, die älter als zehn Jahre sind, sicherere Ergebnisse als Schuppen.

8 Literatur

- ABDULLAEV, E. (1980): Nutrition of the Bream *Abramis brama* in lakes of the Khorezm Oblast Uzbek-SSR USSR. *Uzb. Biol. Zh.* 0 (4) : 43-45.
- APPEL, W. (1980): Untersuchungen über die Cadmium- und Bleigehalte von Fischen aus dem Ismaninger Speichersee – Veränderungen bei Brachsen nach Haltung. Diss. Univ. München.
- BUNDESMINISTERIUM FÜR UMWELT, NATURSCHUTZ UND REAKTORSICHERHEIT (BMU) (HRSG.) (2008): Umweltprobenbank des Bundes – Konzeption (Stand: Oktober 2008); www.umweltprobenbank.de
- DONNELLY, R.E., CAFFREY, J.M. & 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.
- DEUFEL, J. & LÖFFLER, H. (1978): Ursachen der Bestandsänderungen der Fischfauna im Bodensee. *Beih. Veröff. Natursch .u. Landschaftspf. Baden-Württemb.* 11: 447-450.
- GOLDSPINK, C. R. (1978): The population density, growth rate and production of Bream (*Abramis brama* L.), in Tjenkemeer, The Netherlands. *J. Fish. Biol.* 13: 499-517.
- HARTMANN, J. (1978): Fischwachstum bei Oligo-, Meso- und Eutrophie des Bodensees. *Schweiz. Z. Hydrol.* 40 (1): 32-39.
- HARTMANN, J. (1979): Unterschiedliche Adaptionsfähigkeit der Fische an Eutrophierung. *Schweiz. Z. Hydrol.* 41(2): 374-382.
- HARTMANN, J. & LÖFFLER, H. (1977): Tag/Nacht-Verteilung von Fischen im Bodensee. *Fischwirt.* 27: 27-28.
- HARTMANN, J. & H. LÖFFLER (1978): Saisonale bodennahe Verteilung von Fischen im eutrophischen Bodensee. *Arch. Hydrobiol.* 83(1): 69-79.
- HECKER, M. (2001): Natürliche Variabilität endokriner Funktionen und ihre Modulation durch anthropogene Einflüsse – Untersuchungen am Beispiel des Brassen (*Abramis brama*) [L.] in der Elbe und in einem Referenzgewässer. Berichte aus dem Zentrum für Meeres- und Klimaforschung Reihe E: Hydrobiologie und Fischereiwissenschaft 16. 149 Seiten.
- KAUSCH, H. (1972): Stoffwechsel und Ernährung der Fische. In: LENKHEIT, H. (Hrsg.): Handbuch der Tierernährung, Band 2. Parey, Hamburg. S. 690-738.
- KITTELBERGER, F. (1973): Beitrag zur Rückstandsuntersuchung bei Fischen. *Tierärztl. Prax.* 1: 465-479.
- KLEIN, R. & PAULUS, M. (1993): Richtlinie zur Probenahme und Probenbearbeitung Brassen (*Abramis brama*). In: Umweltbundesamt (Hrsg.) (1996): Umweltprobenbank des Bundes – Verfahrensrichtlinien für Probenahme, Transport, Lagerung und chemische Charakterisierung von Umwelt- und Human-Organproben. Erich Schmidt Verlag, Berlin.

- KRÜGER, K.E. & R. KRUSE (1981): Der Quecksilber-, Blei- und Cadmiumgehalt von Fischen und anderen Meeresorganismen aus dem Unterlauf und Ästuar von Elbe, Weser und Jade. Abschlußbericht DFG.
- KRÜGER, K.E. & R. KRUSE (1984): Fische als Bioindikatoren für anorganische und organische Umweltkontaminanten in Seen und Flüssen unterschiedlicher Ökosysteme. Abschlußbericht UBA.
- LADIGES, W. & VOGT, D. (1979): Die Süßwasserfische Europas. Hamburg und Berlin.
- LEHMANN, J., PARIS, F., STÜRENBERG, F.-J. & BLÜM, V. (2000): Ökotoxikologische Untersuchungen an freilebenden Brassen. LÖBF-Jahresbericht 1999: 127-131
- LELEK, A. & BUHSE, G. (1992): Fische des Rheins - früher und heute. Berlin.
- LINDSTROM-SEPPA, P. & A. OIKARI (1990): Biotransformation activities of feral fish in waters receiving bleached pulp mill effluents. *Environmental Toxicological Chem.* 9(11): 1415-1424.
- LÖFFLER, H. (1982): Zur Ökologie des Brachsen (*Abramis brama*) im Bodensee. Diss. Univ. Tübingen.
- LÖFFLER, H. (1984): Zur Ökologie des Brachsen (*Abramis brama*) im Bodensee. *Schweiz. Z. Hydrol.* 46(1): 147-161.
- MÖLLER, H. (1984): Daten zur Biologie der Elbfische. Kiel.
- MÜLLER, H. (1983): Fische Europas. Stuttgart.
- MÜLLER, P. & WAGNER, G. (1985): Untersuchung von Probenarten und Entwicklung von Probenahmerichtlinien für Biomonitoring im Rahmen der Umweltprobenbank. Forschungsbericht UBA.
- MÜLLER, P. & WAGNER, G. (1988): Probenahme und Charakterisierung von repräsentativen Umweltproben im Rahmen des Umweltprobenbank-Pilotprojektes. In: Bundesministerium für Forschung und Technologie (BMFT) (Hrsg.): Umweltprobenbank, Berlin: 27-36
- MÜLLER, R. & MENG, H.-J. (1990): The fate of the fish populations in the river Rhine after the Schweizerhalle accident. In: KINZELBACH, R. & FRIEDRICH, G. (Hrsg.): Biologie des Rheins. Stuttgart: 403-421.
- PAULUS, M. & KLEIN, R. (1995): Fische. In: KLEIN, R. & PAULUS, M. (Hrsg.): Umweltproben für die Schadstoffanalytik im Biomonitoring. Gustav Fischer, Jena. S. 142-169.
- PERSSON, A. & BRÖNMARK, C. (2002): Foraging capacities and effects of competitive release on ontogenetic diet shift in bream, *Abramis brama*. *Oikos* 97: 271-281.
- RICHTLINIE 2000/60/EG DES EUROPÄISCHEN PARLAMENTS UND DES RATES vom 23. Oktober 2000
- SCHULZ, U. & BERG, R. (1987): The migration of ultrasonic-tagged Bream (*Abramis brama*) in Lake Constance Bodensee-Untersee Europe. *J.Fish.Biol.* 31(3): 409-414.
- TYLER, C.R., JOBLING, S. & SUMPTER, J.P. (1998): Endocrine Disruption in Wildlife: A Critical Review of the Evidence. *Critical Reviews in Toxicology* 28(4): 319-361.
- WACHS, B. (1980): Kontamination der Oberflächengewässer durch Cadmium. *Münch. Beitr. zur Abwasser-, Fische- und Flußbiologie* 30: 85-119. ,
- WINFIELD, I. J. & TOWNSEND, C. R. (1988): Factors affecting prey selection by young Bream (*Abramis brama*) and Roach (*Rutilus rutilus*) insights provided by parallel studies in laboratory and field. *Environ. Biol. Fishes* 21(4): 279-292.
- WOOD, A. B. & JORDAN, D.R. (1987): Fertility of Roach X Bream hybrids (*Rutilus rutilus* X *Abramis brama*) and the identification. *J. Fish. Biol.* 30(3): 249-262.

Checkliste zur Vorbereitung und Durchführung der Probenahme

Probenart:	Brassen (<i>Abramis brama</i>)
Zielkompartimente:	Muskulatur der linken Körperhälfte und Leber
Probenindividuen:	acht- bis zwölfjährige Individuen
Stichprobenumfang:	mind. 20 Individuen
Probenmenge für die UPB:	2.200 g Muskulatur aus der linken Körperhälfte gesamte verfügbare Leber der gewonnen Tiere
Probenahmezeitraum:	August und September, je nach Witterung und Gewässerkategorie und -typ bereits ab Mitte Juli bis Mitte 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 artgerechtes Hälterungsbecken 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; • bei Screenings zusätzlich: 100 und 500 ml Schott-Duran-Flaschen
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 • Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter, • Teflonstab und elektrische Fischbetäubungsanlage • Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm) • Laborwaagen (Ablesung auf 1 g bzw. 0,1 g) und Prüfgewichte • Papiertüten und Papiertücher • 2,6 ml Polypropylenröhre 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 Edelstahlskalpellhalter mit Klängen • 2 Edelstahlscheren • 2 Edelstahlzangen • Edelstahl-Knochenschere • 2 Edelstahl-Bechergläser für Aquadeion. • deionisiertes Wasser • 3 Edelstahlpinzetten • Lupe oder Binokular • Edelstahlschale • PTFE-Sezierunterlagen • Laborhandschuhe und Laborkleidung • Flüssigstickstoff

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle

Brassen (*Abramis brama*)

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: _____

Entnahmestelle: _____

Bemerkung: _____

Bearbeiter: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 2: Probenahmemethode

Brassen (*Abramis brama*)

Identifikation:

_____ / X / _____ / _____ / _____

von: _____ Datum der Probenahme bis: _____

Beginn: _____ Uhrzeit Ende: _____

Fangmethode:

Elektrofischfanggerät Typ des Gerätes _____
Stromart: _____
Spannung [V]: _____ Leistung [kW]: _____
Art der Anode _____
Art der Katode: _____

<input type="checkbox"/> Stellnetz	Maschenweite: _____ mm
<input type="checkbox"/> Zugnetz	Netzlänge von _____ m bis _____ m
<input type="checkbox"/> Schlepp- und Hamennetz	Netztiefe von _____ m bis _____ m
	Stelltiefe von _____ m bis _____ m
	Anzahl der Reihen: _____

Angel angefüttert Art des Futters _____

Sonstige _____

Hälterung:

Maximale Verweildauer der Brassen im Stellnetz:: _____ h

Maximale Hälterungsdauer im Netzgehege:: _____ h

Maximale Hälterungsdauer im Fischtransportbehälter: _____ h

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung
(Stellnetz, Netzgehege und Fischtransportbehälter) _____ h

Maximale Anzahl der Individuen im Netzgehege:: _____ h

Lage des Geheges im Wasser: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 4: Lagerung

Brassen (*Abramis brama*)

Identifikation

____ / X / ____ / ____ / ____

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

Bemerkungen: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probennahmeprotokoll Brassen (*Abramis brama*)

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