

Barbe (*Barbus barbus*)

Diana Teubner, Martin Paulus, Charlotte Wesch, Roland Klein

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	4
5.3	Auswahl der Individuen und Stichprobengröße	4
5.4	Probenahmezeitraum und -häufigkeit	4
5.5	Gebietsbezogener Probenahmeplan	4
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: Dezember 2019, V 1.0.0

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.

Der Transport und die weiterführende Probenbearbeitung, die Lagerung sowie die chemische Charakterisierung hat nach den gültigen Richtlinien der UPB zu erfolgen.

Der Brassen (*Abramis brama*) ist eine Kernprobenart in limnischen Ökosystemen (Umweltbundesamt

2014). Mit dieser Richtlinie wird das Probenartenset der UPB um die Barbe (*Barbus barbus*) ergänzt, die den Brassen dort ersetzt, wo:

- der Brassen nicht oder nicht mehr ausreichend verfügbar ist,
- die Barbe häufiger als der Brassen vorkommt und voraussichtlich für eine langfristig wiederholbare Probenahme zur Verfügung stehen wird und
- es keine ganzjährigen Schonzeiten für die Barbe gibt.

Hinsichtlich ihres Akkumulationsverhaltens unterscheidet sich die Barbe jedoch vom Brassen (Jankovic *et al.* 2011, Miege *et al.* 2012, Jovanovic *et al.* 2017), so dass die Analyseergebnisse beider Arten nicht äquivalent verwendet werden können.

3 Funktion der Probenart

Die Barbe nimmt in limnischen Ökosystemen die trophische Stufe des karnivoren Konsumenten ein, wobei sie als sogenannter Friedfisch nicht am Ende der Nahrungskette steht. Sie ernährt sich überwiegend von benthischen Invertebraten, wie kleinen Crustaceen, Insektenlarven, Schnecken und Eintagsfliegen. Darüber hinaus ergänzt die Barbe ihr Nahrungsspektrum um kleine Fische und Algen.

Die Barbe wird im passiven Biomonitoring in verschiedenen Fließgewässern Europas als Akkumulationsindikator eingesetzt (Marsalek *et al.* 2006, Dikanovic *et al.* 2016, Babut *et al.* 2017, Jovanovic *et al.* 2017, Abalos *et al.* 2019). Darüber hinaus wird sie auch als Wirkungsindikator in Freilanduntersuchungen genutzt (Penaz *et al.* 2005, Grund *et al.* 2010, Sunjog *et al.* 2012, Britton *et al.* 2013).

Folgende Gründe sprechen für die besondere Eignung der Barbe als Monitoringorganismus:

- Sie ist im Epitotalraum europäischer Fließgewässerweit verbreitet (von Südostengland und Frankreich im Westen bis zum Schwarzmeergebiet im Osten). Es gibt aber Hinweise, dass ihre Bestände zumindest in bestimmten Regionen rückläufig sind (Mueller *et al.* 2018).
- Sie ist eine große Fischart, was insbesondere beim Sezieren von Organen günstig ist.
- Sie hat eine lange Lebensdauer (> 20 Jahre).

- Sie gilt als relativ standorttreu (Penczak 2006, Morina *et al.* 2016), insbesondere nach der Laichzeit (Ovidio *et al.* 2007) und bei hoher Habitatdiversität (De Vocht und Baras 2003). Teile der Populationen können jedoch ein saisonabhängiges Wanderverhalten zeigen (Britton und Pegg 2011).
- Sie spiegelt wie der Brassen die „Belastungssituation“ der Gewässersohle inklusive des Sediments und des Freiwasserkörpers wieder (Sunjog *et al.* 2012, Raskovic *et al.* 2014).
- Regional wird die Barbe als Speisefisch genutzt, wodurch ein direkter Bezug zur menschlichen Nahrungskette besteht.

Schwierigkeiten ergeben sich jedoch beim Fang einer ausreichend großen Anzahl von Barben in der geforderten Altersklasse (siehe Kap. 6.2).

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 beproben.

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

Die Barbe gehört zur Familie der Cypriniden. Sie hat einen langgestreckten, schlanken, bräunlich bis grünlichen Körper, manchmal mit gelb-goldenem Schimmer an den Seiten. Die Bauchlinie der Barbe ist fast gerade und der Rücken nur mäßig gewölbt. Rücken- und Afterflosse sind bläulich, während Brust- und Bauchflossen gräulich sind mit einem Übergang ins Rötliche. Die Mundöffnung ist unterständig mit wulstig-fleischigen Lippen. An der Oberlippe befinden sich vier dicke Barteln; zwei vorne an der Mundöffnung, zwei weiter hinten (Abb. 1).

An den Probenahmeflächen der Umweltprobenbank können adulte Barben mit keiner anderen Fischart verwechselt werden.

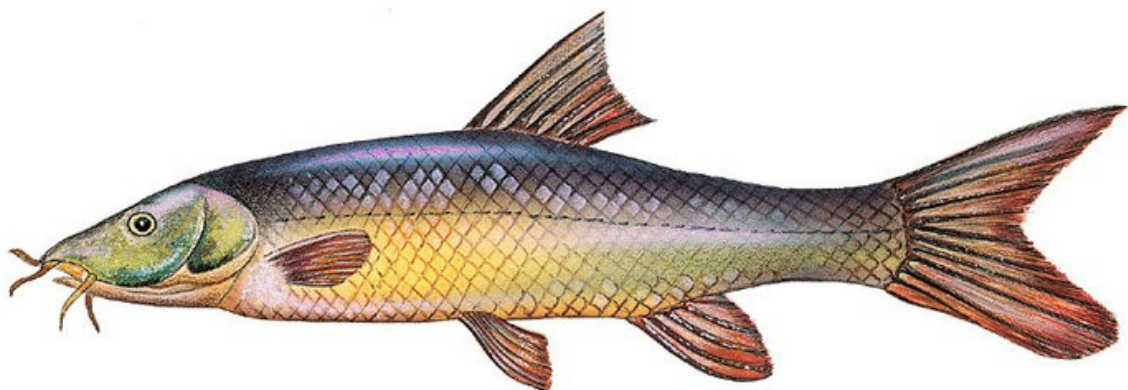


Abb. 1: *Barbus barbuis* (© Bibliographisches Institut, Berlin)

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 Barbe eine einheitliche Altersklasse zu definieren. In der festgelegten Altersklasse sollten die Barben ausreichend verfügbar sein. Da für den Brassen die Altersklasse acht bis zwölf Jahre definiert wurde und Barben ähnlich alt werden, bietet es sich an, diese Altersklasse auf die Barben zu übertragen.

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

Die Altersbestimmung anhand der Kiemendeckel und Schuppen kann erst nach der Probenahme im Labor durchgeführt werden (Kap. 7). Daher können auch Barben außerhalb der geforderten Altersklasse in der Stichprobe enthalten sein.

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. Barben werden mit drei bis vier Jahren geschlechtsreif (Müller 1983).

Aus statistischen Gründen müssen für die UPB mindestens 20 Barben pro Probenahme seziert und eingelagert werden. Dadurch wird 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 und der gesetzlichen Schonzeiten der Barbe je nach Gewässer von Mitte Juli bis Ende Oktober durchgeführt. Spätere Termine erschweren den Fang der im Winter relativ inaktiven Barbe. Die Laichzeit zwischen Mai bis Anfang Juli gilt bei geschlechtsreifen Individuen als Zeitraum ständiger physiologischer Veränderungen und scheidet aufgrund dieser nicht zu standardisierenden Dynamik sowie der gesetzlichen Schonzeiten in einigen Bundesländern 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 Barben das Vorhandensein einer Genehmigung des Fischereiberechtigten bzw. -ausübungsberechtigten notwendig.

Bei der Erstellung und Fortschreibung der gebietsbezogenen Probenahmepläne ist das Ziel einer langfristigen und kontinuierlichen Probenahme zu berücksichtigen.

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 zugrundeliegende 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 bzw. Setzkescher,
- 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,
- Teflonunterlagen,
- 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 (10 – 1000 µl),
- mit Identifikation etikettierte Kryoröhrchen (PP), (Ø11 mm, L 47 mm, Inhalt max. 500 µl),
- kühlbare Laborzentrifuge,
- Laborkleidung und puderfreie Laborhandschuhe,
- saugfähiges Laborpapier,
- Edelstahlgefäße (3,5 l und 5,5 l) mit Deckel und Klammer sowie Pappdeckel für Blutplasmaanalysen,
- Zip-Beutel oder verschließbare Plastikgefäße für Kiemendeckel,
- Papiertüten für Schuppen,
- Flüssigstickstoff (LIN),
- Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff,
- Kryobehälter zum raschen Tiefkühlen und Lagern der Proben in der Gasphase über flüssigem Stickstoff.

Bei Screenings zusätzlich:

- 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 ($\pm 10^\circ$) im Trockenschrank mindestens eine Stunde nachbehandelt (zur Sterilisation). Anschließend kühlen die Gefäße im geschlossenen Trockenschrank ab. Bei Kunststoffen entfällt die Sterilisation.

6.2 Probenahmetechnik

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

Stellnetze werden als allgemeine Fangmethode 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 Barben. 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. Problematisch ist jedoch, dass Stellnetze meist nicht in der Hauptströmung, also dort, wo sich die Barben hauptsächlich aufhalten, gestellt werden können. Dies kann zu einem erheblichen Aufwand beim Fang (mehrere Fangaktionen) und eventuell zur Unterschreitung der Mindeststichprobengröße führen.

Das Angeln der Barben sollte nur dann erfolgen, wenn mit Stellnetzen keine ausreichenden Fangergebnisse zu erzielen sind. In der Regel muss beim Angeln angefüttert werden, um Aussicht auf Erfolg zu haben. Voruntersuchungen haben außerdem gezeigt, dass es an den Probenahmeflächen der UPB kaum möglich ist, 20 Barben mit vertretbarem

Personal- und Zeitaufwand ausschließlich mit der Angel zu fangen.

In zahlreichen Monitoringstudien mit Barben wird die Methode der Elektrofischung eingesetzt. Bei ausreichenden Populationsdichten können damit in vergleichsweise kurzer Zeit größere Stückzahlen gefangen werden. Jedoch handelt es sich hierbei in aller Regel um kleinere und damit jüngere Fische (Andrej *et al.* 2012, Milosovic *et al.* 2016, Babut *et al.* 2017), die als Probenindividuen für die UPB ungeeignet sind.

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

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

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 dazu senkrecht hinter der zurückgeklappten Brustflosse in die dort weiche Haut gestochen.

Der betäubte Fisch wird danach tierschutzgerecht getötet. Anschließend 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) und der Länge von der Schnauzenspitze bis zur Mitte der Schwanzgabel (= Gabellänge).
- Protokollieren aller auffallenden Merkmale auf der Haut.
- Entnahme von mindestens sechs Schuppen ober- oder unterhalb der Seitenlinie mit einer Pinzette und Verpacken in beschriftete Papiertüten.

- Zentrifugieren der Blutprobe (10 min bei 3000 U/min und 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 in zehn Einzelproben aliquotiert; abpipettiert in PP-Kryoröhrchen zu mindestens 60 µl pro Probengefäß und über LIN überführt.

Die anschließende Sektion erfolgt unter einem Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter. Die benötigten Instrumente werden in zwei mit demineralisiertem Wasser gefüllten Edelstahlbechern bereitgestellt. 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; dabei darauf achten, dass die Schnitte nicht tief ins Muskelfleisch bzw. nicht in die Bauchhöhle erfolgen, um keine Organe zu verletzen.
- Abziehen der Haut vom Kopf zum Schwanz mit starken Edelstahlzangen.
- Einschneiden der Muskulatur mit einem Skalpell entlang der Rückenlinie und der Oberkante der Wirbelsäule; 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 1 g) und Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (5,5 l); die Muskulaturen aller seziierten Barben werden gemeinsam eingefroren.
- Öffnen des Bauchraumes mit einer Edelstahlschere oder Knochenzange; dabei darauf achten, keine Organe zu verletzen.
- Entnahme der Innereien aus dem Bauchraum; dabei die anhaftende Flüssigkeit aus dem Bauchraum ablaufen lassen.
- Sektion der Leber mit Edelstahlpinzette, Skalpell und / oder Edelstahlschere ohne andere Organe zu verletzen, insbesondere die Galle.

- Wiegen der Leber (Ableseung auf 1 g) und Schockfrieren in Flüssigstickstoff in einem Edelstahlgefäß (3,5 l); die Lebern aller Barben werden gemeinsam eingefroren.
- Sektion der Milz und Wiegen (Ableseung auf 0,1 g).
- Wiegen der übrigen Innereien (außer der Niere) und Wiegen (Ableseung auf 1 g).
- Bestimmung des Geschlechts.
- Sektion der Niere samt Kopfniere und Wiegen (Ableseung auf 1 g).
- Abtrennen der Kiemendeckel und Verpacken in beschriftete Plastikgefäße oder Zip-Beutel.
- Protokollieren aller auffallenden Merkmale an inneren Organen.

Bei der Durchführung von Screenings zur Feststellung der individuellen Streubreite der Stoffgehalte wird an mindestens 20 Barben 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 und anschließend in einem Gefäß aus Borosilikat einzeln verpackt.

7 Biometrische Probencharakterisierung

Soweit möglich, werden die biometrischen Kenngrößen bei der Probenahme ermittelt (Kap.6.2). Da die Leber sehr fest mit dem umliegenden Gewebe (Fett, Darm) verwachsen ist, lässt sie sich nicht so präzise sezieren, wie es vom Brassen bekannt ist. Es können sehr kleine Reste der Leber am umliegenden Gewebe verbleiben und gleichzeitig können winzige Stücke des umliegenden Gewebes an der Leber haften. Ist die Niere von sehr weicher Konsistenz, ist es sehr schwierig, diese vollständig zu entnehmen. Erschwerend kommt hinzu, dass durch die Blutabnahme, dieses in den Nierenbereich einbluten und gerinnen kann. Es ist nicht möglich, dieses Blut vollständig von der Niere zu

trennen. Für die Leber- und Nierengewichte gilt daher eine Genauigkeit von Gewicht $\pm 10\%$.

Die Altersbestimmung erfolgt nach der Probenahme im Labor anhand der Kiemendeckel und, wenn notwendig, zur Absicherung anhand der Schuppen. Die Kiemendeckel müssen zunächst mazeriert und anschließend gesäubert werden. Bei den Kiemendeckeln und Schuppen werden die Jahresringe, die sich im Winter ausbilden und als Linien zu erkennen sind, gezählt. Kiemendeckel liefern vor allem bei älteren Barben (> 8 Jahre) sicherere Ergebnisse als Schuppen.

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

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

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:

$$HSI = \frac{100 * \text{Lebergewicht [g]}}{\text{Gesamtörpfergewicht [g]}}$$

8 Literatur

Abalos M., Barcelo D., Parera J., la Farre M., Llorca M., Eljarrat E., Giulivo M., Capri E., Paunovic M., Milacic R. und Abad E. (2019): Levels of regulated POPs in fish samples from the Sava River Basin. Comparison to legislated quality standard values. *Science of the Total Environment*, 647, 20-28

Andreji J., Dvorak P., Liskova Z.D., Massanyi P., Stranai I., Nad P. und Skalicka M. (2012): Content of selected metals in muscle of cyprinid fish species from the Nitra River, Slovakia. *Neuroendocrinology Letters*, 33, 84-89

Babut M., Labadie P., Simonnet-Laprade C., Munoz G., Roger M.C., Ferrari B.J.D., Budzinski H. und Sivade E. (2017): Per- and poly-fluoroalkyl compounds in freshwater fish from the Rhone River: Influence of fish size, diet, prey contamination and biotransformation. *Science of the Total Environment*, 605, 38-47

Britton J.R. und Pegg J. (2011): Ecology of European barbel *Barbus barbus*: Implications for river, fishery, and conservation management. *Reviews in Fisheries Science*, 19(4), 321-330

Britton J.R., Davies G.D. und Pegg J. (2013): Spatial variation in the somatic growth rates of European barbel *Barbus barbus*: a UK perspective. *Ecology of Freshwater Fish*, 22(1), 21-29

De Vocht A. und Baras E. (2003): Effect of hydropeaking on migrations and home range of adult Barbel (*Barbus barbus*) in the river Meuse, Spedicato M.T., Lembo G. and Marmulla G. (Hrsg.): *Aquatic telemetry: Advances and applications. Proceedings of the fifth conference on fish telemetry held in Europe, Ustica, Italy, 9-12 June 2003*, S. 35-44. FAO, Rome

Dikanovic V., Skoric S. und Gacic Z. (2016): Concentrations of metals and trace elements in different tissues of nine fish species from the Meduvrsje Reservoir (West Morava River Basin, Serbia). *Archives of Biological Sciences*, 68(4), 811-819

Grund S., Keiter S., Bottcher M., Seitz N., Wurm K., Manz W., Hollert H. und Braunbeck T. (2010): Assessment of fish health status in the upper Danube River by investigation of ultrastructural alterations in the liver of barbel *Barbus barbus*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 88(3), 235-248

Jankovic S., Curcic M., Radicevic T., Stefanovic S., Lenhardt M., Durgo K. und Antonijevic B. (2011): Non-dioxin-like PCBs in ten different fish species from the Danube river in Serbia. *Environmental monitoring and assessment*, 181(1-4), 153-63

Jovanovic D.A., Markovic R.V., Teodorovic V.B., Sefer D.S., Krstic M.P., Radulovic S.B., Ciric J.S.I., Janjic J.M. und Baltic M.Z. (2017): Determination of heavy metals in muscle tissue of six fish species with different feeding habits from the Danube River, Belgrade-public health and environmental risk assessment. *Environmental Science and Pollution Research*, 24(12), 11383-11391

Kausch H. (1972): Stoffwechsel und Ernährung der Fische. In: Lenkheit H. (Hrsg.): *Handbuch der Tierernährung*, Band 2. Parey, Hamburg. S. 690-738

Marsalek P., Svobodova Z. und Randak T. (2006): Total mercury and methylmercury contamination in fish from various sites along the Elbe river. *Acta Veterinaria Brno*, 75(4), 579-585

Miloskovic A., Dojcinovic B., Kovacevic S., Radojkovic N., Radenkovic M., Milosevic D. und Simic V. (2016): Spatial monitoring of heavy metals in the inland waters of Serbia: a multispecies approach based on commercial fish. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(10), 9918-9933

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

- Morina A., Morina F., Djikanovic V., Spasic S., Krpo-Cetkovic J., Kostic B. und Lenhardt M. (2016): Common barbel (*Barbus barbus*) as a bioindicator of surface river sediment pollution with Cu and Zn in three rivers of the Danube River Basin in Serbia. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(7), 6723-6734
- Müller H. (1983): Fische Europas. Enke Verlag, Stuttgart, 320 Seiten
- Mueller, M., Pander, J. und Geist, J. (2018): Comprehensive analysis of >30 years of data on stream fish population trends and conservation status in Bavaria, Germany. *Biological Conservation* 226, 311-320
- Ovidio M., Parkinson D., Philippart J.C. und Baras E. (2007): Multiyear homing and fidelity to residence areas by individual barbel (*Barbus barbus*). *Belgian Journal of Zoology*, 137(2), 183-190
- Penaz M., Svobodova Z., Barus V., Prokes M. und Drastichova J. (2005): Endocrine disruption in a barbel, *Barbus barbus* population from the River Jihlava, Czech Republic. *Journal of Applied Ichthyology*, 21(5), 420-428
- Penczak T. (2006): Movement pattern and growth ratio of tagged fish in two lowland rivers of central Poland. *Polish Journal of Ecology*, 54(2), 267-282
- Raskovic B., Poleksic V., Visnjic-Jeftic Z., Skoric S., Gacic Z., Djikanovic V., Jaric I. und Lenhardt M. (2014): Use of histopathology and elemental accumulation in different organs of two benthophagous fish species as indicators of river pollution. *Environmental Toxicology*, 30(10), 1153-1161
- 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
- Sunjog K., Gacic Z., Kolarevic S., Visnjic-Jeftic Z., Jaric I., Knezevic-Vukcevic J., Vukovic-Gacic B. und Lenhardt M. (2012): Heavy metal accumulation and the genotoxicity in barbel (*Barbus barbus*) as indicators of the Danube river pollution. *Scientific World Journal*, Volume 2012, 6 pages, DOI: [10.1100/2012/351074](https://doi.org/10.1100/2012/351074)
- 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:	Barbe (<i>Barbus barbus</i>)
Zielkompartimente:	Muskulatur und Leber, Blutplasma
Probenindividuen:	20 Individuen (Zielaltersklasse)
Stichprobenumfang:	mindestens 20 Individuen
Probenmenge für die UPB:	Muskulatur der linken Körperhälfte, entspricht > 2.200g, gesamte verfügbare Lebern
Probenahmezeitraum:	von Mitte Juli bis Ende Oktober
Probenahmehäufigkeit:	1 Probenahme pro Jahr
Erforderliche Ausrüstung für die Geländearbeit:	<ul style="list-style-type: none"> • Probendatenblätter • Fangausrüstung je nach der einzusetzenden Methode (s. Kap.6.2) • artgerechter Netzkäfig, Setzkescher und / oder 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 • Pappprackeinsätze für Blutplasmaproben • Papiertüten für Schuppen • Zipp-Beutel oder verschließbare Plastikgefäße für Kiemendeckel • bei Screenings zusätzlich: 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 • Reinluftarbeitsplatz mit Partikel- und Aktivkohlefilter • Schlagstab • elektrische Fischbetäubungsanlage • Messbrett (Ablesung auf 0,5 cm) • Laborwaagen (Ablesung auf 1 g sowie 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 (10 – 1000 µl) • mit Identifikation etikettierte Kryoröhrchen (PP) • kühlbare Laborzentrifuge mit Ausschwingrotor • 2 Edelstahlbecher für Sezierbestecke • demineralisiertes Wasser • Edelstahlpinzetten • Edelstahlskalpellhalter mit Klängen • Edelstahlscheren, verschiedene Größen • Edelstahlzangen • Edelstahl-Knochenschere • Teflonunterlagen • Laborkleidung und puderfreie Laborhandschuhe • Flüssigstickstoff

	<ul style="list-style-type: none">• Schutzbekleidung für den Umgang mit flüssigem Stickstoff
Probencharakterisierung:	<ul style="list-style-type: none">• Gewicht des Fisches (Ableseung auf 1 g)• Gesamt- und Totallänge des Fisches (Ableseung auf 0,5 cm)• Gewicht der Muskulatur, Leber, Nieren und restlichen Innereien (Ableseung auf 1 g) sowie der Milz (Ableseung auf 0,1 g)• Alter und Geschlecht• Korpulenzfaktor und Hepatosomatischer Index

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 1: Entnahmestelle(n)

Barbe (*Barbus barbus*)

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

Barbe (*Barbus barbus*)

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"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Angel	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Sonstige	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

Hälterung:

Gesamthälterungszeit bis zur Aufarbeitung	Aktion 1:	___	Stunden
	Aktion 2:	___	Stunden
	Aktion 3:	___	Stunden
	Aktion 4:	___	Stunden
	Aktion 5:	___	Stunden
	Aktion 6:	___	Stunden

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 3.2: Probenbeschreibung- Barbe (*Barbus barbus*)

Identifikation

_____ / X / _____ / _____ / _____

Nr.	linke Muskulatur -----g	rechte Muskulatur -----g	Niere -----g*	Leber -----g*	Milz -----g	restliche Innereien -----g	Geschlecht (ankreuzen)	Alter [a]	Bemerkungen
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		
							♂		
							♀		
							?		

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES

Probendatenblatt 4.1: Lagerung – Mischproben (Regelfall)

Barbe (*Barbus barbus*)

Identifikation

____ / X / ____ / ____ / ____

Nummer des Edelstahlgefäßes

Matrix (Klartext)

Bemerkungen: _____

UMWELTPROBENBANK DES BUNDES
Probendatenblatt 4.2: Lagerung – Einzelproben
Barbe (*Barbus barbus*)

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 Barbe (*Barbus barbus*)

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 und Stichprobengröße | <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