

**Das Lebendsortierverfahren  
im Rahmen des Multi-Habitat-Samplings  
für das Makrozoobenthos  
in Fließgewässern**

**Handlungsanweisung für die Makrozoobenthosprobenahme  
in Nordrhein-Westfalen**

<b>INHALT .....</b>	<b>SEITE</b>
<b>1 VORBEMERKUNGEN.....</b>	<b>2</b>
<b>2 TECHNISCHE AUSSTATTUNG .....</b>	<b>2</b>
<b>2.1 Probenahmeprobereitung.....</b>	<b>2</b>
2.1.1 Optionale Ausrüstung.....	2
<b>2.2 Probenahme .....</b>	<b>2</b>
2.2.1 Optionale Ausrüstung oder Hilfsmittel zur Probenahme .....	3
<b>2.3 Probenbearbeitung (Lebensortierung) .....</b>	<b>3</b>
2.3.1 Optionale Ausrüstung oder Hilfsmittel zur Probenbearbeitung (Lebensortierung) ..	3
<b>3 ENTNAHME EINER PROBE.....</b>	<b>3</b>
<b>3.1 Methoden.....</b>	<b>3</b>
3.1.1 Methodische Grundlagen .....	3
3.1.2 Festlegung der 20 Teilproben.....	4
3.1.3 Gewässer mit hohem Anteil grobkörniger Substrate .....	5
3.1.4 Gewässer mit hohen Feinsubstratanteilen .....	5
3.1.5 Nicht durchwatbare Gewässer.....	6
3.1.6 Untersuchung von Makrophytenbeständen.....	9
<b>3.2 Probenbearbeitung.....</b>	<b>10</b>
3.2.1 Probenteilung .....	10
3.2.2 Sortiervorgang.....	10
<b>3.3 Feststellen der Individuenzahl .....</b>	<b>10</b>
<b>4 SORTIERVORSCHRIFT .....</b>	<b>11</b>
<b>5 ENTNAHME VON ORGANISMEN .....</b>	<b>12</b>
<b>6 LITERATUR.....</b>	<b>15</b>
<b>7 ANHANG .....</b>	<b>16</b>
<b>7.1 Siebschüsseln.....</b>	<b>16</b>
<b>7.2 Ablaufskizze (Multi-Habitat-Sampling - Lebensortierverfahren) .....</b>	<b>17</b>
<b>Feldprotokolle für das Lebensortierverfahren.....</b>	<b>17</b>

# Das Lebendsortierverfahren im Rahmen des Multi-Habitat-Samplings<sup>1</sup> für das Makrozoobenthos in Fließgewässern

## 1 Vorbemerkungen

Die folgende Beschreibung zur Entnahme und Bearbeitung von Makrozoobenthosproben hat die Aufgabe, eine transparente und reproduzierbare Vorgehensweise zur Erfassung und Untersuchung des Makrozoobenthos zu gewährleisten. Dabei liegt ein besonderer Schwerpunkt auf der repräsentativen Erfassung der an einer Probestelle vorhandenen Habitate. Gleichzeitig wird ein allgemein gültiges Bestimmungsniveau in Form der Operationellen Taxaliste festgelegt, das zur Vergleichbarkeit von Untersuchungen beiträgt und ein Beitrag zur Qualitätssicherung ist.

Die Probenentnahme erfolgt als "Multi-Habitat-Sampling" auf der Basis der gültigen europäischen Normen und Richtlinien [CEN/TC 230/WG 2/TG 1 N101a (2005); EN ISO 8689-1; EN ISO 8689-2; EN 25667-1; PrEN 0503 (2005)]. Die folgende Beschreibung des Lebendsortierverfahrens stützt sich im Wesentlichen auf die Verfahrensbeschreibung, die im "Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hintergrund der EG-Wasserrahmenrichtlinie" dargestellt ist ([www.gewaesser-bewertung.de](http://www.gewaesser-bewertung.de)). Diese wurde im Auftrag der LAWA erarbeitet. Die Berücksichtigung länderspezifischer Gewässerausprägungen und die Ergebnisse eines intensiven Praxistests führten zu einigen Anpassungen der Untersuchungsmethode, die eine praxisgerechte Anwendung des Lebendsortierverfahrens in Nordrhein-Westfalen gewährleisten. Daneben gilt die Aussage der aktuellen DIN 38410, wonach eine vollständige Standardisierung der Probenahme aufgrund der nahezu unbeschränkten Variabilität der Rahmenbedingungen in Freilandgewässern kaum erreicht werden kann. Dies ist auch nicht zwingend erforderlich, da das übergeordnete Ziel einer Vergleichbarkeit und Repräsentativität der Untersuchungsergebnisse trotzdem sichergestellt werden kann.

## 2 Technische Ausstattung

### 2.1 Probenahmeprobereitung

- Protokollvordrucke (Feldprotokolle zur Standortbeschreibung, Taxalisten)
- Schreibunterlage (Protokollmappe, Klemmbrett, etc.)
- Bleistifte, wasserfeste Stifte

#### 2.1.1 Optionale Ausrüstung

- Fotoapparat (vorzugsweise digital)
- GPS-Empfänger

### 2.2 Probenahme

- Sicherheitsausrüstung, (i.E. Sicherungsleine, Schwimmweste etc.)
- Watstiefel, Wathose
- Gummihandschuhe, lang
- weiche Hand-Bürsten (Schuh-, Kleider-, Gemüsebürsten)
- Kescher mit langem Stiel, Öffnungsweite 25 x 25 cm (nach Aqem) und kastenartigem Netzbeutel (Maschenweite 500 µm); empfohlen wird die Verwendung eines Teleskopstieles

---

<sup>1</sup> CEN/TC 230/WG 2/TG 1 N101a (2005): Water quality – Guidance on the selection of sampling methods and devices for benthic macroinvertebrates in freshwaters.

- Maßband
- Messer (Teppichmesser, Taschenmesser)
- Weißschalen (4-5 Stück), davon eine Schale mit einer Grundfläche von 2.500 cm<sup>2</sup>

#### 2.2.1 Optionale Ausrüstung oder Hilfsmittel zur Probenahme

- Pfahlkratzer
- Siebsatz: Siebschalen mit Maschenweiten von 2,0 mm; 1,5 mm; 1,0 mm; 0,75 mm und 0,6mm und eine geschlossene Auffangschale (siehe Anhang)

#### 2.3 *Probenbearbeitung (Lebensortierung)*

- 3 Eimer (10 l)
- Bestimmungstabellen für insbesondere für lebend zu bestimmende Gruppen, z. B. Tricladida, Hirudinea
- Desinfektionsmittel, z.B. jodierten Alkohol
- Detaillupe 10x
- Ethanol 70-96%
- Federstahlpinzetten, Spitzpinzetten (z.B. Dumont)
- Kunststofftrichter mit großer Auslassöffnung
- Kühlbox
- Schaber, Eiskratzer oder Spachtel
- Siebsatz mit den Maschenweiten 0,5 mm, 1,0 mm und 2,0 mm
- Sortiergefäße (Rollrandgläschen, KAUTEX-Flaschen 50 ml, 1.000 ml)
- wasser- und alkoholfeste, beschriftbare Etiketten

#### 2.3.1 Optionale Ausrüstung oder Hilfsmittel zur Probenbearbeitung (Lebensortierung)

- Anglerschirm oder vergleichbarer Schutz gegen Regen- oder Sonneneinwirkung
- Beleuchtung (Stirnlampe, Handlampe, o.ä.)
- Camping- oder Klapptisch oder vergleichbare, transportable Arbeitsfläche
- Sitzgelegenheiten
- Tisch-Klemmlupe (optional mit Beleuchtung für 12 V) 3-5 fache Vergrößerung

### **3 Entnahme einer Probe**

#### 3.1 *Methoden*

##### 3.1.1 Methodische Grundlagen

###### A. Sicherheitsaspekte:

- Zur Vermeidung von Unfällen sind bei Arbeiten an und im Gewässer geeignete Sicherheitsvorkehrungen zu treffen (Helfer, Sicherungsleine, Schwimmweste, usw.). Geltende Unfallverhütungsvorschriften sind einzuhalten. Entsprechend sind Probenahmen in der Regel im Team von mindestens 2 Personen durchzuführen. Die Vorschriften und Grundsätze des Biotop- und Artenschutzes sind zu berücksichtigen.

###### B. Ort, Zeitpunkt und Häufigkeit der Untersuchung:

- Der Auswahl von Ort, Zeitpunkt und Häufigkeit der Probenahme kommt bei der Untersuchung entscheidende Bedeutung zu. Eine Probenahme ist als repräsentativ anzusehen, wenn

sie an einer für den zu bewertenden Gewässerabschnitt typischen Untersuchungsstelle vorgenommen wird, und wenn zum Untersuchungszeitpunkt die Erfassung der im Sinne der Aufgabenstellung charakteristischen (Teil-) Biozönose möglich ist.

- Für die Entnahme der Proben kann wegen der Vielgestaltigkeit der zu untersuchenden Gewässer keine einheitliche Probenahmetechnik vorgeschrieben werden. Generell sind die Vorgaben des europäischen Normentwurfs CEN/TC 230/WG 2/TG 1 N101a (2005) zu berücksichtigen. Dabei können die Verfahren nach AQEM ("Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hintergrund der EG-Wasserrahmenrichtlinie"), sowie die Verfahren DIN EN ISO 5667-3, DIN EN ISO 8689-1, DIN EN ISO 8689-2 und DIN EN ISO 9391 Anwendung finden.
- Die Lage einer Untersuchungsstelle wird durch die Fragestellung bestimmt. Die Untersuchungsstelle muss nach ihrer Lage im Gewässer so eindeutig beschrieben werden, dass sie jederzeit von Dritten wiedergefunden werden kann. In Nordrhein-Westfalen erfolgt dies über die Angabe des Rechts- und Hochwerts nach Gauß-Krüger. Die Untersuchungsstelle wird zumindest bei der Erstuntersuchung fotografiert.
- Das Probenahmeverfahren ist grundsätzlich ganzjährig anwendbar. Der Zeitpunkt der Untersuchung richtet sich nach dem zu untersuchenden Gewässertyp und der Zielsetzung der Untersuchung und wird im Feldprotokoll genau angegeben (Datum, Uhrzeit, siehe Feldprotokoll im Anhang). Bei der Festlegung des Zeitpunktes müssen jahreszeitliche und hydrologische Aspekte (z.B. Aspektwechsel durch Emergenz von Wasserinsekten, Trockenfallen oder Hochwasser) beachtet werden. Das Lebendsortierverfahren wurde im Wesentlichen für die Bestimmung des ökologischen Gewässerzustands gemäß AQEM-Bewertungsverfahren entwickelt. Für die Auswertung nach AQEM sind die im AQEM-Verfahren vorgegebenen Zeitfenster für die Probenahme (sowohl für Bäche als auch Flüsse März bis August einschließlich) zu beachten.
- Die Häufigkeit der Untersuchung richtet sich ausschließlich nach der Fragestellung.

### C. Ermittlung der physikalisch-chemischen Begleitparameter

Die Probenahme wird mit der Ermittlung der physikalisch-chemischen Begleitparameter und der Entnahme von Wasserproben für die chemische Analyse begonnen. Erst dann erfolgt die biologische Probenahme.

#### 3.1.2 Festlegung der 20 Teilproben

- Die Festlegung der 20 Teilproben erfolgt gemäß AQEM-Handbuch (siehe Protokoll im Anhang). Zur Abschätzung der Substrate kann es hilfreich sein, das Gewässerbett vorsichtig zu betreten. Diese Möglichkeit entfällt bei langsam fließenden Gewässern mit feinkörnigem bzw. detritusreichem Substrat, das dabei aufgewirbelt und zu einer Gewässertrübung führen würde.
- Entsprechend der Aufgabenstellung der Untersuchung (Gewässerbewertung) gehen Sonderhabitate, deren Anteil an allen Habitaten des Untersuchungsbereiches weniger als 5% beträgt, voll in die Gesamtprobe ein. Um Ungleichgewichte bei der Abschätzung der Anteile von Sonderhabitaten innerhalb der Gesamtprobe zu minimieren, werden diese zusammen als eine eigenständige Teilprobe berücksichtigt. Dabei muss das anteilige Flächenverhältnis der verschiedenen Sonderhabitate gewährleistet bleiben. Die Anzahl der zu bearbeitenden Teilproben einer Gesamtprobe beträgt in jedem Fall 20. Sind Sonderhabitate zu berücksichtigen, wird die entsprechende Teilprobe von der Anzahl der Teilproben des Hauptsubstrates abgezogen.

### 3.1.3 Gewässer mit hohem Anteil grobkörniger Substrate

Zu Gewässern mit grobkörnigen Substraten zählen solche, deren Sohle und Uferbereiche Steine oder Felsen mit Kantenlängen von 20 cm bis mehr als 40 cm enthalten. Zu den Substraten mit großen Kantenlängen zählen auch Totholzvorkommen, wie zum Beispiel Baumstämme, starke Äste oder vergleichbare Bestandteile. Darüber hinaus weisen Gewässer mit künstlicher Ufersicherung in der Regel Areale mit grobkörnigen Substraten auf. Hier sind Bruch-, Block- oder Schüttsteine zu nennen.

- Steine und Blöcke des Makro- und Megalithals mit Kantenlängen von 20 - >40 cm sind nicht im Kicksampling-Verfahren zu beproben. Hier wird der Kescher unter Wasser stromabwärts so dicht wie möglich vor das Substrat gehalten und dieses mit einer mittelweichen Handbürste vor der Kescheröffnung auf einer Fläche von (z.B.) 25 x 25cm abgebürstet. Entsprechend ist bei der Beprobung von Totholz (Baumstämmen, dicken Ästen, etc.) zu verfahren, welches nicht dem Gewässer entnommen werden kann. Kleinere Steine werden in die Hand genommen und vor dem Kescher bzw. über einer Schale auf der Ober- und Unterseite abgesucht bzw. abgebürstet.
- Totholzbestandteile, die dem Gewässer entnommen werden können sind auf einer definierten Fläche, die 25 x 25 cm entspricht, abzubürsten und/oder mit einer Pinzette abzusammeln.
- Fließgewässer mit wasserbaulicher Ufersicherung durch Schütt- oder Blocksteine und ungleichmäßiger Oberflächenstruktur sind ebenfalls nicht mit dem Kicksampling-Verfahren zu beproben. In diesen Fällen werden Steine der Ufersicherung, die nicht bewegt werden können, abgesammelt bzw. vor dem Kescher abgebürstet. Wenn möglich, werden die Steine in einer Weißschale mit einer Grundfläche von  $\frac{1}{8}$  m<sup>2</sup> oder  $\frac{1}{4}$  m<sup>2</sup> ausgelegt. Die Steine dieser Teilprobe werden anschließend in einer wassergefüllten Schale abgebürstet und der Inhalt der Schale durch ein Sieb (Maschenweite 0,5 mm) gegeben. Die zurückbleibenden Organismen können dem Lebendsortierverfahren gemäß entnommen und gezählt bzw. geschätzt werden oder durch einen Trichter mittels Alkoholspülung vollständig in ein Aufbewahrungsgefäß überführt werden. Bezugsgröße für die Anzahl der zu berücksichtigenden Teilproben ist unverändert eine Oberfläche von ca. 25 x 25 cm je Teilprobe. Dabei kann die Grundfläche der verwendeten Weißschalen (z.B.  $\frac{1}{8}$  m<sup>2</sup> oder  $\frac{1}{4}$  m<sup>2</sup>) als orientierende Hilfsgröße verwendet werden. Daneben ist generell auf die korrekte, anteilige Berücksichtigung der insgesamt vorhandenen Substrate gemäß Feldprotokoll zu achten.

### 3.1.4 Gewässer mit hohen Feinsubstratanteilen

Hohe Feinsubstratanteile treten zumeist in kiesigen, sandigen, schlammigen, lehmigen sowie organisch geprägten Gewässern auf.

- In Gewässern, deren Substratzusammensetzung sehr einheitlich ausgeprägt ist (Sandgewässer, organisch geprägte Gewässer, von Faulschlamm dominierte Gewässer etc.) werden Eimer und Siebe als Hilfsmittel zur Trennung der Organismen vom Substrat eingesetzt. Das entnommene Substrat wird vom Keschnetz (portionsweise) in einen wassergefüllten Eimer überführt. Jede dieser Portionen wird etwa fünfmal vorsichtig mit der Hand umgerührt um anschließend die aufschwimmenden Organismen abdekantieren zu können. Nach Abschluss dieser Prozedur ist das verbliebene Substrat in einer Weißschale auf bisher nicht erfasste Organismen (z.B. gehäusetragende oder anhaftende Individuen) zu durchmustern. Dabei kann eine Substratreduzierung durch gezielte Siebvorgänge zusätzlich notwendig sein. Das entnommene Probenmaterial wird hierbei in eine Siebkombination mit verschiedenen, geringer werdenden Maschenweiten gegeben (z.B.: 2,0 mm; 1,5 mm; 1,0 mm; 0,75 mm; 0,6 mm). Die Maschenweiten werden dem vorgefundenen Substrat entsprechend gewählt. In der Regel sind drei verschiedene Maschenweiten zum Entfernen von Trübstoffen und zur Trennung der Organismen vom Substrat ausreichend. Eine geschlossene Siebschale als Basis des Siebsat-

zes verhindert Organismenverluste. Die einzelnen Siebfractionen werden nach Organismen durchgemustert.

- Ist eine Reduzierung der Substratmengen durch Siebungsvorgänge nicht zu erzielen, so wird im domierenden Substrat nur die Hälfte der errechneten Probenzahl entnommen. Diese Materialreduzierung ist im Protokoll zu vermerken, die Auszählungsergebnisse für das betreffende Substrat sind später mit dem Faktor „2“ zu multiplizieren. Ein Substrattyp ist dominant, wenn 10 oder mehr Teilproben diesem Substrattyp zuzuordnen sind. Dabei ist der Substrattyp repräsentativ in allen seinen Ausprägungen zu untersuchen. Da die Verringerung der Teilprobenzahl nachweislich zu einer Reduzierung der nachgewiesenen Taxa führt und die Bewertung der Probestelle erschweren kann, sollte die Anzahl der Teilmengen nur in Ausnahmefällen reduziert werden.
- Feinmaterialhaltige Proben werden nach der Entnahme in ein Sieb mit der Maschenweite 0,60 mm gegeben. Durch mehrmaliges Spülen sind Trübstoffe (Schlamm, Feindetritus, Feinsand, etc.) zu entfernen, um in der weiteren Bearbeitung das Auffinden der Organismen zu erleichtern. Erweist sich die Maschenweite von 0,6 mm als nicht zielführend, können Maschenweiten aufsteigend bis zu 1,00 mm verwendet werden.
- In Ausnahmesituationen, wie z. B. einsetzenden Gewittern, Sturm, extremen Niederschlagsereignissen, etc. oder bei Arbeiten, die auf Privatgelände durchgeführt werden müssen, kann das entnommene Probenmaterial komplett in mindestens 70% Ethanol konserviert und anschließend im Labor sortiert werden. Die Probenkonservierung sollte wenn möglich erst nach der Entfernung von Grobdetritus (z. B. durch Siebung) erfolgen.

### 3.1.5 Nicht durchwatbare Gewässer

Alternative Probenahme-Methoden für dauertrübe bzw. wegen zu großer Tiefe oder Unzugänglichkeit (z.B. durch Schlamm) nicht durchwatbare Gewässer werden im Folgenden aufgelistet. Zu diesen Gewässern gehören Flüsse der Typen 12 (organisch geprägte Flüsse), 15 und 17 (Tiefenlandflüsse), sowie 10 und 20 (Ströme). In Einzelfällen werden diese Methoden auch bei anderen Fließgewässertypen angewendet.

Vorgaben:

- Es soll bei der Probenahme ein Äquivalent zu den 20 Teilproben der Multi-Habitat-Methode erzielt werden.
- Das Probenvolumen soll nicht zu umfangreich werden, um die Handhabung zu erleichtern.
- Möglichst alle vorkommenden Habitate sollen berücksichtigt sein.
- Etwa 3/4 des Gesamtprobenanteiles soll im ufernahen Bereich entnommen werden.
- Aus Sicherheitsgründen müssen mindestens zwei Personen am Gewässer arbeiten.
- Wenn auch die Substratverteilung an der Sohle tiefer und/oder trüber Gewässer meist nicht festgestellt werden kann, so soll doch ein möglichst repräsentativer Gewässerabschnitt erfasst sowie ein vergleichbares Probenvolumen wie bei Anwendung der Multi-Habitat-Methode angestrebt werden.
- In der unten aufgeführten Literatur werden einige für die Probenahme in tieferen Gewässern geeignete Geräte aufgeführt. Ihr Einsatz für quantitative Routineuntersuchungen ist nicht immer befriedigend. Daher werden in Nordrhein-Westfalen vorzugsweise **Handnetze (Kesch)** verwendet, die aufgrund ihrer geringeren Gewichte leichter zu handhaben sind als andere Geräte und zudem verlässlichere Ergebnisse liefern. In Einzelfällen können auch **Dredsch** (**Schleppnetze**) eingesetzt werden. Auf beide Gerätetypen wird im Folgenden näher eingegangen.

#### 1. Probenahme mit Handnetzen (ISO 7828, Deutsche Fassung EN 27828)

Handnetze können mit unterschiedlichen unteren Rahmenkanten ausgestattet sein, deren Gestalt sich nach der Konsistenz des zu untersuchenden Substrats richtet.

Zur Wahl stehen folgende Handnetztypen:

- Einfaches Handnetz ohne besondere Vorrichtung an der unteren Kante des Rahmens (rechteckig, Kantenlänge 0,25 m, Maschenweite 500 µm, Netzlänge 70 cm), mit ausziehbarem Teleskopstiel (3-4 Meter Länge).
- Handnetz mit Schabeleiste (Gestalt, Maße und Teleskopstiel wie oben; untere Kante versehen mit metallener Schabeleiste entsprechend einem Pfahlkratzer)
- Handnetz mit Bürste (Gestalt, Maße und Teleskopstiel wie oben; untere Kante mit Bürstenvorsatz)

Für die Probenahmen werden überdies ein Rechen zur Entnahme von Pflanzen und ggf. ein Boot benötigt.

### **Durchführung:**

- Beprobung wird vom Ufer oder optional vom Boot aus. Welcher der drei Handnetztypen verwendet werden soll, wird vor Ort entschieden und hängt vom vorgefundenen Substrat ab: Weiches Substrat wird am besten mit dem einfachen Handnetz bearbeitet. Von festem Substrat können Organismen abgeschabt bzw. abgebürstet werden.
- Im ausgewählten Probenahmeabschnitt werden idealerweise 10 Netzzüge je ca. 0,5 m Länge auf dem Gewässergrund durchgeführt. Wenn die Bedingungen eine exakte Beprobung nicht zulassen, wird versucht eine entsprechende Fläche annähernd zu erfassen. Die Handnetzseite wird mit etwas Druck so über das Substrat geführt, dass etwa 2-5 cm Sediment erfasst werden. Von den 10 Netzzügen sollen zwei bis drei den unmittelbaren Uferbereich, etwa fünf Züge den ufernahen Bereich und - bei Beprobung vom Boot aus - zwei bis drei den uferfernen Bereich erfassen. In einigen Fällen ist ausschließlich eine Uferbeprobung möglich. Der Inhalt des Netzes wird jeweils in ein oder mehrere Eimer oder Weißschalen überführt. Sind Makrophyten im Gewässer vorhanden, werden die Bestände wie unten beschrieben ebenfalls beprobt und der Gesamtprobe zugeführt.
- Mit der Gesamtprobe wird so verfahren, wie vom Multi-Habitat-Sammeln bekannt: Reduktion des Probenmaterials durch Abtrennung der mineralischen Fraktion, Siebung und Lebend-sortierung.

## **2. Probenahme mit der Dredse**

In wenigen Fällen (bei langsam fließenden, sehr tiefen Gewässern) kann der Einsatz einer Dredse sinnvoll sein.

Für die Probenahme werden folgende Geräte benötigt:

- Dredse (*Maße nach Norm: 46 cm x 19 cm*), mit ausreichendem großem Netzbeutel (Maschenweite des Netzbeutels: 500 µm)
- Handnetz (Kantenlänge 0,25 m, Maschenweite 500 µm, Netztiefe 70 cm) mit ausziehbarem Teleskopstiel (3-4 Meter Länge)
- Ggf. ein Boot
- Rechen

### **Durchführung:**

- Aufgrund des relativ hohen Gewichtes der Dredse (ca. 10 kg leer) ist eine Beprobung vom Ufer aus oft nicht durchführbar. Daher wird die Dredse vorzugsweise von einer Brücke oder vom Boot aus eingesetzt. Der Gewässerboden sollte weitgehend eben sein, da das Gerät relativ breit ist und beim Ziehen über die Gewässersohle „springen“ kann, besonders bei



grobsteinigem Substrat. Bei Schlamm und Sand füllt sich das Netz sehr rasch. Probenahmen mit der Dredsche in Gewässern mit dichter Vegetation sind nur begrenzt möglich.

- Es ist darauf zu achten, dass a) mit der Dredsche eine ausreichende Substrattiefe beproben werden kann und dass b) das Volumen der entnommenen Gesamtprobe mit dem Gesamtvolumen einer Multi-Habitat-Probe vergleichbar ist.
- Im ausgewählten Probenahmeabschnitt wird eine Anzahl von Dredschenzügen auf dem Gewässergrund durchgeführt. Dabei wird die Dredsche so über das Substrat geführt, dass sie sich durch ihr Eigengewicht in den Gewässerboden drückt und eine etwa 2-5 cm dicke Sedimentschicht erfasst wird.
- Es ist wiederum in etwa eine Untersuchungsfläche anzustreben, die der Fläche der Multi-Habitat-Beprobung von ca. 1,25 m<sup>2</sup> entspricht. So würden bei einer Dredsche mit einer Kantenlänge von 50 cm 5 Dredschenzüge zu je ca. 0,5 m Länge eine Fläche von 1,25 m<sup>2</sup> beproben. Von diesen 5 Dredschenzügen sollen wiederum ein bis zwei den unmittelbaren Uferbereich, etwa zwei Züge den ufernahen und - bei Verwendung eines Bootes - lediglich ein Zug den uferfernen Bereich erfassen. Bei beschränkten Sichtverhältnissen im Gewässer wird versucht, eine näherungsweise entsprechend große Fläche zu untersuchen.
- Der Inhalt der Dredsche wird jeweils in ein oder mehrere Gefäße überführt. Mit der Gesamtprobe wird weiter wie bekannt verfahren: Reduktion des Probenmaterials durch Abtrennung der mineralischen Fraktion, Siebung und Lebendsortierung.

### **3. Probenahme vom Boot aus mit Bodengreifer**

optional: bei gleichförmigen Substratverhältnissen von einer Brücke aus

Diese Methode funktioniert nur bei bestimmten Substratverhältnissen (z. B. bei höheren Kiesanteilen) und ist sowohl bei großen Steinen als bei stark kolmtiertem Substrat ungeeignet.

#### **Technische Ausstattung:**

- Bodengreifer (z.B. Ekman-Birge-Greifer)
- langstieliger Benthoskescher (Kantenlänge 0,25 m, Maschenweite 500 µm, Netztiefe 70 cm)
- Rechen

#### **Durchführung:**

- Beprobte wird vom Boot aus mit einem Bodengreifer. Im ausgewählten Probenahmeabschnitt wird vom Gewässerboden - abhängig vom Greifertyp - eine angemessene Anzahl von Proben genommen. Dabei erfasst der Greifer eine jeweils definierte Menge Substrat, das in seine Gesamtheit entsprechend an die Fläche einer AQEM-Probe (1,25 m<sup>2</sup>) angepasst werden muss. Greift beispielsweise ein Bodengreifer pro Teilprobe 250 cm<sup>2</sup> Substratfläche, so müssten 5 Teilproben genommen werden.
- Nach der Probenahme wird der Inhalt des Greifers jeweils in den bereitgehaltenen Benthoskescher oder über einem 1 mm-Sieb geleert, das Feinmaterial ausgespült und die verbliebenen Tiere und Substratreste in ein oder mehrere Gefäße überführt.
- Von den einzelnen Teilproben sollten 1/2 im ufernahen Bereich, 1/4 im unmittelbaren Uferbereich und nur 1/4 im uferfernen Bereich liegen.
- Sind Makrophyten im Gewässer vorhanden, werden sie je nach Deckungsgrad mit einem Kescher wie in Variante 1 beschrieben beprobt und mit der Gesamtprobe vereinigt. Die Gesamtprobe wird weiter nach der Beschreibung im Methodenhandbuch verarbeitet: Optionale Reduktion des Probenmaterials durch Abtrennung der mineralischen Fraktion, sieben über einem 1 mm Analysesieb, Lebendsortierung oder direkte Konservierung für die Laborsortierung, etc. (vgl. Handbuch, S.23 ff.). Gegebenenfalls, beispielsweise bei sehr homogenem Fließgewässern, kann die Probenahme mit dem Bodengreifer auch von einer Brücke aus durchgeführt werden.

### **Ergänzung: Beprobung der Makrophytenbestände an nicht durchwatbaren Fließgewässern**

Anstelle einer detaillierten Aufnahme werden lediglich die Makrophytenbestände des Fließgewässers hinsichtlich ihres Deckungsgrades abgeschätzt (3 Stufen: gering-mittel-hoch). Sind Makrophyten im Gewässer vorhanden, werden sie je nach Deckungsgrad beprobt. Bei geringem Deckungsgrad wird zusätzlich eine Teilprobe, bei mittlerer Deckungsgrad werden zwei Teilproben, bei hohem Deckungsgrad drei Teilproben entnommen. Hierzu wird das Handnetz über den flutenden Bestand gestülpt und die im Netz befindlichen Pflanzenteile mit dem Rechen vom Rest des Bestandes (oder dem Gewässerboden) gelöst. Anschließend wird das im Handnetz befindliche Material im Gelände reduziert, indem eine Handvoll Pflanzenmaterial (ca. 0,5 l) dem Handnetz entnommen wird. Das übrige im Handnetz befindliche Pflanzenmaterial wird nach gründlichem Abspülen im Gewässer belassen. Die Teilprobe, bestehend aus den im Handnetz verbliebenen, abgespülten Organismen und der Handvoll Pflanzenmaterial, wird der Gesamtprobe zugeführt und weiter verarbeitet.

### **4. Bewertung von nicht durchwatbaren Gewässern**

Bei nicht durchwatbaren Gewässern besteht das Problem, dass häufig keine Untersuchung vom Boot aus möglich ist und damit für einen teilweise sehr großen Anteil des Gewässerbettes keine Teilproben vorliegen. Es wird implizit vorausgesetzt, dass sich die untersuchten Gewässerbereiche nur unwesentlich von den nicht erfassten Bereichen unterscheiden. Diese Annahme kann zutreffen, muss es aber nicht. Es gibt Beispiele für Fließgewässer, bei denen das i. d. Regel nicht untersuchte Hauptgerinne durch die dort vorherrschende stärkere Strömung ein gut sortiertes Kiessubstrat mit gewässertypischer Makrozoobenthosbesiedlung aufweist, während die strömungsberuhigten Bereiche im und am Uferverbau überwiegend durch Belastungszeiger besiedelt sind. Andererseits kann die Gewässersohle durch Kolmation stark verhärtet und weitgehend unbesiedelt sein, wobei in den randlichen Bereichen das Interstitial noch erhalten und besiedelt ist. Um die Aussagekraft der auf der Untersuchung des Uferbereichs basierenden Gewässerbewertung grob abschätzen zu können, wird deshalb dringend empfohlen, sich zumindest stichprobenartig mit Hilfe der oben beschriebenen Methoden einen Eindruck vom Substrat des nicht durchwatbaren Gewässerbereichs zu verschaffen, wobei eine quantitative Probenahme nicht angestrebt wird.

Falls im nicht quantitativ untersuchten Gewässerbereich eine stark abweichende Substrat- und Besiedlungsstruktur gefunden wird, kann das Ergebnis um eine ökologische Zustandsklasse auf- oder abgewertet werden, wobei die geänderte Zustandsklasse als nicht gesichert gekennzeichnet werden sollte. Die Änderung der Zustandsklasse ist zu dokumentieren und zu begründen.

#### **3.1.6 Untersuchung von Makrophytenbeständen**

- Die Beprobung des Phytals erfolgt durch Überstülpen des Keschers über die flutenden Makrophytenbestände. Dies geschieht entgegen der Fließrichtung des Wassers. Die Makrophyten werden zunächst geschüttelt, bevor sie mit einer nach oben gerichteten Drehbewegung des Keschers abgetrennt werden. Eine Beprobung des unter den Makrophyten befindlichen Sohlsubstrates im Sinne des AQEM-Methodenhandbuches (Stand April 2005) wird nicht durchgeführt, da eine Vermischung verschiedener Substrate und Lebensgemeinschaften in einer Teilprobe dem Gedanken der getrennten Habitatuntersuchung zuwiderläuft. Die entnommenen Makrophyten werden in Eimern und/oder Siebschalen sorgfältig gespült um anhaftende Organismen zu lösen, bevor die Pflanzen in Weißschalen portionsweise durchgemustert werden. Schließlich erfolgt die Bearbeitung der Eimer- bzw. Siebschaleninhalte.

## 3.2 *Probenbearbeitung*

### 3.2.1 Probenteilung

Insbesondere in organisch geprägten oder besonders individuenreich besiedelten Fließgewässern kann eine Teilung der entnommenen Probenmaterials notwendig sein. Eine Teilung ist immer dann ohne Verlust an Genauigkeit möglich, wenn erkennbar mehr als 700 Individuen in der auszuwertenden Teilprobe vorhanden sind (d.h. bei Halbierung der Gesamtprobe 1400 Individuen in der Gesamtprobe).

In Abhängigkeit von der Menge des organismischen und des anorganischen Anteils des entnommenen Materials muss vor Ort entschieden werden, ob die Teilmengen der Gesamtprobe getrennt nach ihren Ursprungssubstraten zu bearbeiten sind oder ob eine einfache Teilung der Gesamtprobe ausreichend ist. Je nach Materialmenge ist während des Besammlungsvorgangs zu entscheiden, ob Teilmengen getrennt nach Ursprungssubstraten zwischengehältet werden. Bei geringen Materialmengen und geringer Trübung ist das Aussortieren der Tiere aus der **Gesamtprobe** in nur einer Weißschale prinzipiell möglich.

Werden Teilproben (substratspezifisch ebenso wie Teilmengen von Mischproben) bearbeitet, ist jede Teilprobe separat zu bearbeiten und die Bestimmungs- und Zählergebnisse in verschiedenen Spalten des Feldprotokolls zu dokumentieren. Abschließend sind alle Teilergebnisse zusammenzuführen.

### 3.2.2 Sortiervorgang

Das Aussortieren erfolgt generell in Weißschalen angemessener Größe. Die Verwendung von Weißschalen mit einer Grundfläche von 2.500 cm<sup>2</sup> wird empfohlen. Die Füllmenge einer Weißschale ist dabei so zu bemessen, dass mindestens 25% der Schalengrundfläche unbedeckt bleiben und die Schichtstärke des zu sortierenden Probenmaterials auf der verbleibenden Fläche bei Feinsubstraten den Wert von 5 mm nicht überschreiten sollte. Größere Korngrößen bzw. Substratpartikel sollten nur in einer Lage ausgebreitet sein. Dabei ist eine möglichst gleichmäßige Verteilung des Materials über die gesamte Fläche der Weißschale sicherzustellen. Im Zuge des Aussortierens der Organismen ist das gesamte in der Weißschale enthaltene Material zu berücksichtigen. Es ist nicht ausreichend, das ausgebreitete Material überblicksartig zu betrachten. Vielmehr muss das gesamte Material mittels Pinzette in kleinen Portionen umgelagert werden. Je Weißschale sollte, bis auf wenige Ausnahmen, eine Mindestsortierdauer von 10-15 Minuten eingehalten werden. Diese Zeitspanne ist erforderlich, um auch solche Organismen finden zu können, die sich zunächst im Substrat verborgen halten (z.B. Elminthidae, Limnephilidae, etc.).

## 3.3 *Feststellen der Individuenzahl*

Die Feststellung der in einer Probe enthaltenen Individuenzahl ist zwingend vorzunehmen. Die Individuen werden hierfür gezählt und geschätzt. Eine Berücksichtigung der Abundanz in Form von grobskalierten Schätzziffern allein, z.B. von „1“ bis „7“ entsprechend der Vorgaben der DIN 38410 (2003), ist nicht ausreichend:

- Die in der Probe bzw. den Teilproben enthaltene Anzahl von Individuen wird gezählt bzw. geschätzt. Dabei werden leere Schalen bzw. Gehäuse nicht berücksichtigt. Für jedes unterscheidbare Taxon ist die Individuenhäufigkeit im Protokoll zu vermerken. Gezählt werden Häufigkeiten bis zu 10 Individuen eines Taxons je Weißschale, darüber hinausgehende Individuenzahlen sind möglichst genau zu schätzen. Bei Massenvorkommen sollen ebenfalls Individuenzahlen geschätzt werden. Dabei kann aus Gründen der Zeitersparnis für einzelne, im Gelände sicher zu charakterisierende Taxa, eine Orientierung an den vorgegebenen Katego-

rien 2.000, 6.500 bzw. 15.000 erfolgen bzw. diese können direkt angegeben werden. Generell ist jedoch eine möglichst genaue Schätzung vorzuziehen. Die Zähl- bzw. Schätzziffern einer jeden Teilprobe sind in das Protokoll einzutragen und zuletzt zu summieren.

#### 4 Sortiervorschrift

Die Gesamtprobe oder die Unterprobe (1/2 bzw. 1/4) liegt in einer oder mehreren Weißschalen vor. Im **Protokollbogen Freilandsortierung** ist zunächst einzutragen, welcher Anteil der Gesamtprobe bearbeitet wird (1/1, 1/2 oder 1/4). Es können sich somit verschiedene Sortiervarianten ergeben:

- **Variante 1:** Die Gesamtprobe wird **komplett** durchgesehen und liegt in **einer Weißschale** vor: Das Probenmaterial in der Weißschale wird durchgesehen. Die gezählten und geschätzten Individuenzahlen der unterscheidbaren Taxa werden in die entsprechende Spalte des Protokollbogens eingetragen.
- **Variante 2:** Die Gesamtprobe wird **komplett** durchgesehen und liegt in **mehreren Weißschalen** vor: Das Probenmaterial in den Weißschalen wird nacheinander durchgesehen. Die gezählten und geschätzten Individuenzahlen der in den einzelnen Weißschalen enthaltenen unterscheidbaren Taxa werden aufaddiert und in die entsprechende Spalte des Protokollbogens Freilandsortierung eingetragen.
- **Variante 3:** Der Gesamtprobe wurde (z.B. aufgrund von sehr hohen Abundanzen) eine **Unterprobe** von 1/2 oder 1/4 entnommen, welche nun in **einer Weißschale** vorliegt: Das Material in der Weißschale wird durchgesehen und die geschätzten und gezählten Individuenzahlen der unterscheidbaren Taxa, je nach Unterprobenanteil, mit dem Faktor 2 oder 4 multipliziert und in die entsprechende Spalte des Protokollbogens Freilandsortierung eingetragen.
- **Variante 4:** Der Gesamtprobe wurde (z.B. aufgrund von sehr umfangreichem Probenmaterial und/oder hohen Individuenzahlen) eine **Unterprobe** von 1/2 oder 1/4 entnommen, welche nun in **mehreren Weißschalen** vorliegt: Alle Weißschalen werden nacheinander durchgesehen und die in den einzelnen Schalen gezählten und geschätzten Individuenzahlen der unterscheidbaren Taxa werden aufaddiert. Anschließend werden die aufaddierten Individuenzahlen der unterscheidbaren Taxa, je nach Unterprobenanteil, mit dem Faktor 2 oder 4 multipliziert und in die entsprechende Spalte des Protokollbogens Freilandsortierung eingetragen.

Oberstes Ziel des Sortiervorganges ist die Ermittlung der Individuenzahlen/-schätzziffern sämtlicher im Gelände klar unterscheidbarer Taxa in der **Gesamtprobe!**

Die **Ermittlung der Häufigkeit** der einzelnen Taxa geschieht nach folgendem Prinzip: die Individuen seltener Taxa (bis 10 Individuen) werden gezählt, die Häufigkeit der anderen Taxa wird geschätzt. Im Einzelnen:

- Sind **einzelne** (1-10) Individuen eines Taxon in einer Weißschale vorhanden, wird die **genaue Anzahl** in der ersten Spalte des Protokollbogens Freilandsortierung notiert. Liegt die Gesamt- oder Unterprobe in mehreren Weißschalen vor, werden die Individuenzahlen in der ersten Spalte nacheinander aufaddiert, im Fall von Unterproben mit dem entsprechenden Faktor (2 oder 4) multipliziert und der resultierende Wert in der Spalte „IZ, gesamt“ des Protokollbogens Freilandsortierung eingetragen.
- Bei **größeren Individuenzahlen** wird jeweils die **Häufigkeitsklasse** aufgrund der **geschätzten Individuenzahl** angegeben, die sich an den in der DIN 38410 angegebenen Individuenzahlen für die Abundanzklassen 3-6 orientiert. Liegt die Gesamt- oder Unterprobe in mehreren Weißschalen vor, werden die geschätzten klassierten Individuenzahlen in der Spalte „IZ, einzeln“ nacheinander aufaddiert, im Fall von Unterproben mit dem entsprechenden Faktor (2 oder 4) multipliziert und der resultierende Wert in die Spalte „IZ, gesamt“ eingetragen.

- Die Umwandlung der geschätzten und gezählten Individuenzahlen erfolgt entsprechend der Tabelle 1. Um Informationsverluste zu minimieren, sind im Protokoll stets die gezählten und die geschätzten Individuenzahlen festzuhalten.

Tabelle 1: Abundanzskala für die Lebensortierung im Gelände

Makrozoobenthos Individuenzahl in der Gesamtprobe	Häufigkeitsklassen, numerisch	Häufigkeitsklassen, nominal
1		
	1	Einzelfund
2		
3		
4		
5		
6	2	wenig
7		
8		
9		
10		
11-30	3	wenig bis mittel
31-100	4	mittel
101-300	5	mittel bis viel
301-1.000	6	viel
1.001 – 3.000		
3.001 - 10.000	7	massenhaft
> 10.000		

## 5 Entnahme von Organismen

Es werden gemäß AQEM-Handbuch 3 Individuen der Taxa mitgenommen, die im Gelände **eindeutig** auf dem Niveau der Operationellen Taxaliste bestimmt werden können, z.B. *Dinocras cephalotes*, *Heptagenia sulphurea*, *Torleya major*, *Ancylus fluviatilis*.

Für alle Taxa, die **nicht eindeutig** im Gelände determiniert werden können, aber als unterscheidbare Taxa erkannt werden (gegebenenfalls mit Handlupe 6-10fach), wird die in der nachstehenden Liste empfohlene Mindestanzahl von Individuen entnommen. Ausnahmen bilden die Gruppen, die mehrere vor Ort nicht unterscheidbare Taxa in sich vereinen wie z.B. Baetidae, Caenidae, Nouridae/Taeniopterygidae. Hiervon müssen entsprechend mehr Exemplare mitgenommen werden. Beispiel: Von Ephemera reichen 5 Exemplare, während von Baetis, Elmis usw. jedoch deutlich mehr Exemplare entnommen werden müssen.

Hierbei ist darauf zu achten, dass bei der Entnahme **alle Substrattypen** berücksichtigt werden.

Grundsätzlich wird vorausgesetzt, dass die BearbeiterInnen ausreichend qualifiziert sind, um bei der Probenahme nach dem Lebensortierverfahren die Größenspanne der mitzunehmenden Individuen in Abhängigkeit von der entsprechenden taxonomischen Gruppe und ihrer relativen Häufigkeit korrekt auszuwählen. Beispiel: Bei Baetidae sind bei den mitzunehmenden Individuen sämtliche vorhandenen Größenklassen zu berücksichtigen, weil sich dahinter oft verschiedene Arten verbergen. Bei den Hydropsychidae hingegen macht das Sammeln von kleinen Exemplaren für die Bestimmung wenig Sinn; als Belege sind jedoch einige mitzunehmen.

**Nicht mitgenommen werden dürfen solche Arten, die im Gelände eindeutig als geschützt erkannt werden und deren Entnahme durch Verordnungen (Rote Listen, Bundesartenschutzverordnung) untersagt ist (z.B. Odonata und Großmuscheln).**

Bei einigen Taxa (z.B. Hydropsyche, Ecdyonurus) sind in der Regel nur die letzten Larvenstadien bestimmbar und müssen vor Ort getrennt von den juvenilen Tieren geschätzt werden. Die anteilmäßig mitgenommen reifen Tiere werden im Labor bestimmt und ausschließlich auf die Anzahl der nicht juvenilen Individuen hochgerechnet. Von den juvenilen werden nur Belegtiere mitgenommen.

Ungünstige Lichtverhältnisse im Gelände und der individuelle Kenntnisstand der jeweiligen ArbeiterInnen können die Mitnahme von deutlich mehr Individuen erforderlich machen. (Aus Gründen der Vereinfachung vor Ort bleibt es den jeweiligen ProbennehmerInnen selbst überlassen gegebenenfalls die **Anzahl der Ausnahmen generell auf 30** festzusetzen, einziges Taxon, von dem dann mehr als 30 Exemplare mitgenommen werden müssten, wären die Baetidae mit 50 Individuen. Dadurch erhöht sich andererseits die Arbeit im Labor.)

Generell wird empfohlen, reife Puppen oder Imagines mit zu sammeln.

Die entnommenen Tiere werden in entsprechend beschriftete Probengefäße überführt und mit 70%-igem Ethanol oder anderen geeigneten Konservierungsflüssigkeiten für die endgültige Bestimmung im Labor konserviert.

Tabelle 2: Liste der mitzunehmenden Organismen

Taxonomische Gruppe	Mindestanzahl je unterscheidbarem Taxon	Ausnahme	Anzahl	Bemerkung
Spongillidae	repräsentativer Anteil			
Turbellaria	5			lebend mitnehmen oder vor Ort betsimmen; alle Größen und Färbungen
Gastropoda	5	juvenile Ancyclus	10	außer Planorbarius
		Acroloxus / Ferrissia	10	
		Physidae	10	
		Planorbidae	10	
		Valvatidae	10	
Bivalvia	5	Sphaerium	30	möglichst keine juvenilen Sphaerium
		Pisidium	30	alle Großmuscheln vor Ort bestimmen, da geschützt !
Oligochaeta	50	Eiseniella / Criodrilus	5	Kokons von Criodrilus beachten !
		Haplotaxis / Gordius	5	
Hirudinea	5			
Isopoda	10			alle Größen
Amphipoda	50			möglichst Pärchen; auch kleinere Exemplare berücksichtigen, z.B. ist Echinogammarus ischnus sehr viel kleiner als Echinogammarus trichiatus; sie können gemeinsam vorkommen
Ephemeroptera	10	Baetidae	50	Baetidae, Caenidae, Leptophlebiidae, Ephemerellidae Siphonuridae: verschiedene Größen und Färbungen
		Caenidae	30	
		Leptophlebiidae	30	
		Heptageniidae	20	
Odonata				entfallen, da geschützt ! Möglichst vor Ort bestimmen
Plecoptera	5	juvenile Perlodidae / Perlidae	10	die beiden Familien sind im Freiland nicht immer leicht zu unterscheiden die beiden Familien sind im Freiland nicht immer leicht zu unterscheiden; Capniidae findet man nur in den kalten Monaten
		Chloroperlidae	20	
		Taeniopterygidae / Nemouridae	30	
		Capniidae / Leuctridae	30	
Heteroptera	5			
Megaloptera	10			
Coleoptera adult	5	Halplidae	30	Halplidae außer Brychius
		Hydraenidae	30	
		Hydrophilidae	30	
		Elmis / Riolus / Normandia	30	
		Esolus / Oulimnius	20	
		Limnius	10	
Coleoptera Larven	5	Elmidea (ohne Elmis)	20	verschiedene Größen
		Scirtidae	10	
Trichoptera	10	Hydropsychidae	20	Hydropsyche: möglichst große Exemplare; anteilmäßig auch kleinere als Beleg
				Limnephilidae: möglichst letzte Larvenstadien
				generell ist bei den Trichoptera zu berücksichtigen, dass die Köcher leer sein können
Diptera	5	Simuliidae	30	Simuliidae: möglichst Puppen
		Chironomidae	20	Chironomidae: verschiedene Formen und Färbungen
Bryozoa	repräsentativer Anteil			

## 6 Literatur

- Besch, W.-K., Hamm, A., Lenhart, B., Melzer, A., Scharf, B., Steinberg, C. (1984): Limnologie für die Praxis. Grundlagen des Gewässerschutzes. – Ecomed, Landsberg, 2. Aufl., ISBN 3-609-65630-1.
- DIN EN 27828 – ISO 7828: Probenahme für biologische Untersuchungen – Anleitung zur Probenahme aquatischer, benthischer Makro-Invertebraten mit dem Handnetz: 1994
- DIN EN ISO 9391: Probenahme von Makro-Invertebraten aus tiefen Gewässern – Anleitung zum Einsatz von qualitativen und quantitativen Sammlern und Besiedlungskörpern: 1995
- DIN EN 28265: Probenahmegeräte für die quantitative Erfassung benthischer Makro-Invertebraten auf steinigen Substraten in flachem Süßwasser: 1994
- DIN EN ISO 5667-3: Wasserbeschaffenheit - Probenahme - Teil 3: Anleitung zur Konservierung und Handhabung von Proben (ISO/DIS 5667-3 : 2002); Deutsche Fassung prEN ISO 5667-3 : 2002
- DIN EN ISO 8689-1: Wasserbeschaffenheit - Biologische Klassifizierung von Flüssen - Teil 1: Richtlinie zur Interpretation von biologischen Beschaffenheitsdaten aus Untersuchungen von benthischen Makroinvertebraten in Fließgewässern (ISO 8689-1 : 2000), Deutsche Fassung: EN ISO 8689-1 : 2000
- DIN EN ISO 8689-2: Wasserbeschaffenheit - Biologische Klassifizierung von Flüssen - Teil 2: Richtlinie zur Darstellung von biologischen Beschaffenheitsdaten aus Untersuchungen von benthischen Makroinvertebraten in Fließgewässern (ISO 8689-2 : 2000), Deutsche Fassung: EN ISO 8689-2 : 2000
- DIN 38410 (2003): Biologisch-ökologische Gewässeruntersuchung (Gruppe M) - Teil 1: Bestimmung des Saprobienindex in Fließgewässern (M 1). - Deutsches Institut für Normung e.V. , Beuth Verlag GmbH, Berlin, 51 S.
- EN ISO 8689-1, Water quality. Biological classification of rivers. Part 1: Guidance on the interpretation of biological quality data from surveys of benthic macroinvertebrates.
- EN ISO 8689-2 Water quality. Biological classification of rivers, Part 2: Guidance on the presentation of biological quality data from surveys of benthic macroinvertebrates.
- EN 25667-1, Water quality – Sampling – Part 1: Guidance on the design of sampling programs (ISO 5667-1)
- ISO 6107-2:1997, Water quality – Vocabulary – Part 2
- Tümpling, W. v. und Friedrich, G. (Hrsg.): Biologische Gewässeruntersuchung. Methoden der biologischen Wasseruntersuchung. - G. Fischer, Jena, Stuttgart, Lübeck, Ulm, Bd. 2, 545 S.: 1999.



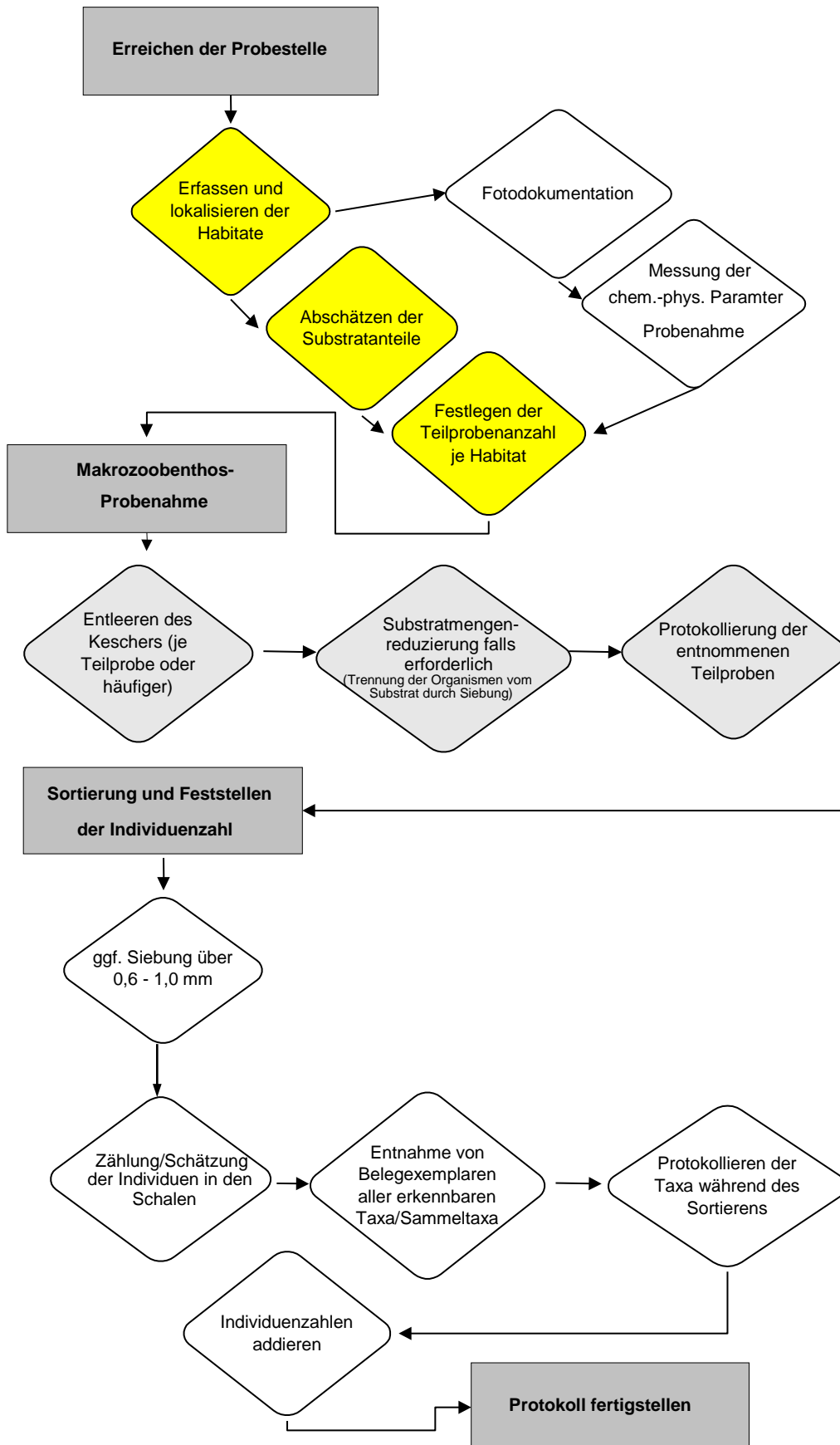
## 7 Anhang

### 7.1 Siebschüsseln

Die Siebschüsseln bestehen aus Kunststoffschalen mit einem Durchmesser von ca. 40 cm und einer Höhe von 16 - 20 cm (Abb.1 und Abb. 2). In den Boden ist Kunststoffgaze mit Maschenweiten von z. B. 2,0 mm; 1,5 mm; 1,0 mm; 0,75 mm; 0,6 mm oder 0,2 mm eingearbeitet. Eine geschlossene Schüssel bildet die Basis des Siebsatzes (Abb. 1).



## 7.2 Ablaufskizze (Multi-Habitat-Sampling - Lebendsortierverfahren)





**Notizen:**

**Abundanzskala für die Lebensortierung:**

Makrozoobenthos Individuenzahl pro 1,25 m <sup>2</sup>	zu notierende Individuenzahl oder <i>Schätzzahl</i>	Häufigkeitsklassen, numerisch	Häufigkeitsklassen, nominal
1	1	1	Einzelfund
2	2		
3	3	2	wenig
4	4		
5	5		
6	6		
7	7		
8	8		
9	9		
10	10		
11-30	20	3	wenig bis mittel
31-100	65	4	mittel
101-300	200	5	mittel bis viel
301-1 000	650	6	viel
1 001 - 3 000 3 001 - 10 000 > 10 000	2 000 6 500 15 000	7	Massenvorkommen