M. Hess, R. Müller, S. Speth, C.-J. Otto †, M. Gorka, P. Roos, A. Berlin & S. Bernhard

Vorschrift für die standardisierte Probenahme und Datenaufbereitung des biologischen Qualitätselements Makrozoobenthos im Eulitoral von Seen (MOLANNA-Verfahren)

verändert nach Vorlage von Brauns, M. et al. (2016)[1]

Stand: 13.11.2026

[1] Brauns, M., Miler, O., Garcia, X.-F. & M. Pusch (2016): Vorschrift für die standardisierte Probenahme des biologischen Qualitätselementes "Makrozoobenthos" im Eulitoral von Seen.- Projektbericht des Leibniz-Instituts für Gewässerökologie und Binnenfischerei, 23 S. + Anhang

Inhalt

1 Auswahl der Probestellen 1

2 Räumliche Ausdehnung der Probestellen 2

3 Probenahmezeitpunkt 3

4 Probenahmegeräte 3

5 Vorgehensweise bei der Probenahme 3

5.1 Allgemeine Vorgaben 3

5.2 Beprobungsmethoden der verschiedenen Habitate 5

5.3 Reduzierung des Probenvolumens im Gelände (Laborsortierung) 8

5.4 Probenaufbereitung 8

6 Aussortieren und Bestimmen der Organismen, Aufbereitung der Daten 9

6.1 Aussortieren der Organismen 9

6.2 Bestimmung 10

6.3 Aufbereitung der Bestandsdaten 11

7 Anhang 12

7.1 Feldprotokoll 12

7.2 Abschätzung der Oberflächen großer Festsubstrate 15

7.3 Mindestanzahl zu entnehmender Individuen (Lebendsortierung) 19

7.4 Operationelle Taxaliste (Mindestanforderung Bestimmungsniveau) 20

1 Auswahl der Probestellen

Die Mindestanzahl der Probestellen ist abhängig von der Länge des Seeufers (in km) und wird nach der folgenden Formel berechnet:

$$N_{Stellen} = 4 + \sqrt{Uferlänge}$$

Jedes morphologische Teilbecken mit einer Größe von mehr als 50 ha wird separat beprobt.

Standardverfahren Die über die Uferlänge eines Sees vorkommenden Uferstrukturtypen, wie etwa natürliche Ufer, Uferverbau, Badestellen und Bootsstegan lagen, werden anhand von Luftbildern und/oder entsprechenden Kartierungen erkundet und ihre jeweiligen prozentualen Anteile an der gesamten Uferlänge abgeschätzt.

Die Probestellen werden so gewählt, dass ihre Verteilung den am See vorkommenden Anteilen der Uferstrukturtypen entspricht, dabei sollen auch Verlandungs- und Brandungsufer entsprechend der Häufigkeit ihres Vorkommens enthalten sein. Uferstrukturtypen werden nicht beprobt, wenn ihr Anteil an der Gesamtuferlänge unter 5 % liegt.

Alternativverfahren Die Probestellen werden hinsichtlich ihrer strukturellen Belastung so gewählt, dass ihre Verteilung über den See dem Mittelwert einer schon vorhandenen LAWA-Flachwasser-Strukturkartierung entspricht. D. h. die Probestellen eines Sees (z. B. sieben Transekte) sollen derart auf LAWA-Abschnitte verteilt werden, dass der Mittelwert ihrer Flachwasser-Struktur möglichst nahe am Mittelwert für die gesamte Flachwasserzone des Sees liegt. Dabei fließen neben einem erweiterten Spektrum an anthropogenen Schadstrukturen auch Veränderungen und Schädigungen der Röhrichtzone in die repräsentative Auswahl der Probestellen ein.

Für beide Verfahren gilt: Um Wind- und Sonnenexposition der Ufer zu berücksichtigen, werden die Probestellen wenn möglich so verteilt, dass die Nord-/Süd- und Ost-/West-Ausrichtung der Uferlängen in etwa anteilig berücksichtigt ist. Die Probestellen sollen zudem möglichst in der Mitte des betreffenden Uferstrukturtyps liegen, um Einflüsse angrenzender Uferstrukturtypen auf die Makrozoobenthos-Besiedlung auszuschließen.

Die Anteile der Uferstrukturtypen sollen während der Makrozoobenthos-Probenahme überprüft werden, da einige lokal begrenzte Uferveränderungen, wie etwa von Baumkronen überragter oder überwachsener Uferverbau oder kleinere Badestellen, oft schwer auf Karten oder Übersichtsfotos zu erkennen sind. Sollte die Lage von Probestellen im Gelände nachträglich verändert werden, wird die korrigierte Position der Probestelle durch die Angabe der Koordinaten im Feldprotokoll ergänzt.

Die Gesamtbewertung eines Sees erfolgt durch Mittelwertbildung der Einzelergebnisse der Probestellen. Insofern ist es besonders wichtig, bei der Auswahl der Probestellen auf Repräsentativität zu achten.

2 Räumliche Ausdehnung der Probestellen

Beprobt wird ausgehend vom ufernahen Flachwasser bis zu einer maximalen Tiefe von 1 m. Im Flachwasser ist darauf zu achten, dass nicht erst kürzlich geflutete Bereiche beprobt werden. Dies ist im Gelände vielfach gut kenntlich, ergänzend sollen soweit verfügbar vor der Probenahme Pegeldaten ausgewertet werden. Im Zweifelsfall wird das wasserliniennahe Flachwasser mit einer Wassertiefe < 20 cm aus der Beprobung ausgenommen. Isolierte Nebengewässer werden auch dann nicht in die reguläre Beprobung mit einbezogen, wenn sie sich in unmittelbar benachbarten Vegetationsbeständen befinden, die in engem Konnex mit dem See stehen (z.B. Au-/ Bruchwälder, Moore, Streuwiesen). Im Fall einer zusätzlichen Beauftragung können solche Gewässer aber in einer gesonderten Probe erfasst werden.

Die Breite der Probestelle soll repräsentativ für den Uferabschnitt sein und maximal 50 m betragen. Die Ausdehnung der Probefläche in Richtung Seemitte beträgt maximal 30 m.

Sollte die maximale Probetiefe von 1 m bereits vorher erreicht werden, so reduziert sich dieser Wert entsprechend. Die maximale Probetiefe kann reduziert werden, falls Wellenschlag, instabile Verhältnisse der Gewässersohle oder andere Faktoren (z. B. Körpergröße) die Beprobung erschweren. Dies ist dann im Feldprotokoll zu vermerken.

Sollte die Tiefe in 30 m Abstand vom Ufer weniger als 1 m betragen, ist die dort maximal erreichte Tiefe zu vermerken.

Anthropogen veränderte Probestellen, die bereits an der Uferkante eine Tiefe von 1 m besitzen (z.B. Häfen), werden nicht beprobt und mit der Zustandsklasse "schlecht" (Belastungswert) bewertet. Natürliche Ufer mit dieser Tiefe an der Uferkante werden nicht bewertet. Dies gilt nicht für natürliche Ufer an Felswänden, die in der Regel zumindest kleinere Simse oder Bermen aufweisen, welche noch dem Eulitoral zuzurechnen und zu beproben sind (z.B. Königssee in den Alpen).

Sonderfall "Organische Sonderstandorte" Bei trittfester Sohle und ausreichender Sichttiefe kann das oben beschriebene Verfahren zur Abgrenzung und Beprobung der Probestellen auch für organische Sonderstandorte herangezogen werden. Es gibt aber auch Ausprägungen solcher Standorte, bei denen es nicht praktikabel ist, z.B. bei stark getrübten Ufern mit weich- und tiefgründiger Sedimentauflage. Dort lässt sich die Ausdehnung des Eulitorals Richtung Seemitte bis zu der angesetzten Tiefe von maximal 1 m weder optisch noch über Sondieren mit einer Pegelstange eingrenzen. Die Beprobung kann nur von der meist instabilen und oft nur schwer erreichbaren terrestrischen Uferkante aus oder per Boot erfolgen. Sie ist damit auf den Nahbereich des terrestrischen Ufers vom Ufer beschränkt, entweder aufgrund der begrenzten Reichweite des Keschers oder aufgrund fehlender Anker- oder Fixierungsmöglichkeiten für das Boot. Als Nahbereich wird hier eine Distanz von maximal 2,5 m von der Uferkante Richtung Seemitte definiert. Die so abgegrenzte Fläche ist Bezug für die Anteilsermittlung der Habitate, so dass auf die Habitate des unmittelbaren Ufersaums, wie Wurzeln oder Pflanzenbülte, ein deutlich höherer Probenanteil entfällt (z.B. 20 % bzw. vier Teilproben für Habitate bis zu einer Entfernung von 0,5 m von der Uferkante; vgl. dazu auch unten, Kap. 5). Die Ergänzung einer 21. Probe, z.B. Holz, soll möglichst immer inkludiert werden.

3 Probenahmezeitpunkt

Die Probenahme erfolgt von Anfang Februar bis Ende Mai, in erster Linie in Abhängigkeit von Wasserständen, Jahreswitterungsverlauf und Höhenlage der untersuchten Seen. In Baggerseen mit Flussanbindung kann die Probenahme im Falle hoher Wasserstände im Frühjahr noch bis Ende Juni durchgeführt werden. Im Rahmen der vergleichenden Monitorings erscheint es sinnvoll, die Probenahmezeitpunkte der einzelnen Seen möglichst beizubehalten.

Optional kann eine weitere Probenahme im Herbst stattfinden (Anfang September bis Ende Oktober); diese ersetzt nicht die Frühjahrsbeprobung.

4 Probenahmegeräte

Bei beschränkter Zugänglichkeit der Ufer ist die Anfahrt mit Boot zu empfehlen, sofern naturschutzfachliche Vorgaben dies nicht verbieten. Die eigentliche Probenahme soll aber in der Regel nicht vom Boot aus erfolgen.

Für die Probenahme sind u.a. folgende Geräte und Materialien hilfreich:

- 96 %iges Ethanol für Laborsortierung, für Lebendsortierung ggf. auf 70-80% verdünnt, um die Verhärtung empfindlicher Taxa zu reduzieren
- Standard-Feldprotokoll
- feine Pinzetten
- Einwegpipetten zur einfacheren Entnahme von Chironomiden
- Handbürste mit Schale oder Wanne zum Abbürsten von Steinen und Totholz
- Handsiebe zur gezielten Beprobung bestimmter Habitate
- Siebschüsseln oder Kastensiebe (Maschenweite 1 mm, evtl. zusätzlich 10-20 mm)
- Kescher mit flacher Unterkante (Maschenweite 1 mm) sowie ggf. Pfahlkratzer (Maschenweite 0,5-1 mm) und Handsieb (Maschenweite 1 mm)
- mehrere große Weißschalen
- Probegefäße: Für Laborsortierung Fassungsvermögen mindestens 1 l, besser 5 l, für Lebendsortierung ca. 125-250 ml, zusätzlich kleinere Röhrchen oder Schnappdeckelgläschen

5 Vorgehensweise bei der Probenahme

5.1 Allgemeine Vorgaben

Zu jeder Probenahme ist das im Anhang, Kap. 7.1, beigefügte Feldprotokoll auszufüllen. Außerdem sind von jeder Probestelle Fotos anzufertigen, die den gesamten Aspekt der Probestelle, insbesondere auch die Art der sichtbaren Beeinträchtigungen abbilden.

Zunächst werden alle im Bereich der Probestelle vorkommenden Habitate kartiert. Die Ergebnisse der Kartierung sind im Feldprotokoll festzuhalten. Insgesamt werden analog zur Fließgewässeruntersuchung 20 Teilproben mit einer Fläche von jeweils 25 x 25 cm (0,0625 m^2) ge-

nommen (vgl. Meier et al. 2006[2]). Dazu werden die Anteile der an der Probestelle vorkommenden Substrattypen (organische und mineralische Substrate) in 5 %-Stufen abgeschätzt und im Feldprotokoll notiert. Basierend auf der Abschätzung der Deckungsgrade wird die Zahl der Teilproben für die einzelnen Substrattypen bestimmt. Auf jeweils 5 % Deckungsgrad eines Substrattyps entfällt eine Teilprobe, daraus resultieren 20 Teilproben und eine Probenfläche von insgesamt 1,25 m². Diese Gesamtfläche muss keine zusammenhängende Fläche sein, sondern setzt sich aus den beprobten Teilflächen der einzelnen Habitate zusammen.

Beispiel: Lithal, große Steine (10 % Deckung) = 2 Proben
Lithal, mittlere Steine (20 % Deckung) = 4 Proben
Psammal (55 % Deckung) = 11 Proben
CPOM (10 % Deckung) = 2 Proben
Emerse Makrophyten (5 % Deckung) = 1 Probe
SUMME 20 Proben = 1,25 m^2

Standardmäßig wird eine Mischprobe genommen, d.h. die Teilproben aus mehreren Habitaten werden vor Ort zu einer Mischprobe vereinigt. Für bestimmte Fragestellungen (z.B. Erfolgskontrollen) kann es aber auch sinnvoll sein, Proben habitatspezifisch auszuwerten.

Falls vorhanden, werden Habitate bzw. Substrattypen mit einem Flächenanteil < 5 % (z.B. Totholz, einzelne Steine, kleine Makrophytenbestände) im Rahmen einer sogenannten 21. Teilprobe berücksichtigt. Diese 21. Probe besitzt ebenfalls eine Größe von ca. 0,06 m^2. Werden z.B. zwei verschiedene seltene Substrate untersucht, wird von jedem Substrat nur eine Fläche von ca. 0,03 m^2 beprobt. Die 21. Probe wird mit der Hauptprobe vereinigt, ihre Entnahme ist im Feldprotokoll in der Spalte "Replikate" zu notieren und in der Spalte "Deckung" mit einem Kreuz kenntlich zu machen. Mit einer zusätzlichen 21. Probe erhöht sich die beprobte Fläche auf 1,3125 m^2, was bei der Berechnung der Siedlungsdichten mit Bezug auf 1 m^2 zu berücksichtigen ist.

Wenn die Probe im Labor sortiert werden soll, sollte zumindest eine Teilprobe bereits im Gelände in einer wassergefüllten Weißschale auf das Vorkommen zerbrechlicher Taxa (speziell Ephemeroptera und Zygoptera) durchgesehen werden, die dann separat in einem Röhrchen fixiert werden (Pre-Picking). Damit wird weitgehend verhindert, dass bestimmungsrelevante Körperteile abbrechen.

Wenn die Berechnung der Ökologischen Zustandsklasse ohne Bestimmung der Chironomidae erfolgen soll, muss dennoch bei der Probenahme die Anzahl der Chironomidenlarven und ggf. -Puppen auf Familienniveau erfasst werden. Dieser Wert ist dann auch beim Probenimport bzw. bei der Berechnung der metrics zu berücksichtigen. Sonst kommt es bei der Berechnung des Neozoenanteils zu Fehlern.

[2] Meier, C., Haase, P., Rolauffs, P., Schindehütte, K., Schöll, F., Sundermann, A. & D. Hering (2006): Methodisches Handbuch Fließgewässerbewertung - Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hintergrund der EG-Wasserrahmenrichtlinie - Stand Mai 2006. - 110 S., <online> http:\www.fliessgewässerbewertung.de.

Die Operationelle Taxaliste sieht bei den Oligochaeta, mit Ausnahme einzelner leicht kenntlicher Arten oder Gattungen, eine Bestimmung auf Familienniveau vor. Für den Fall, dass Vertreter der Tubificidae und Lumbriculidae weiter bestimmt werden, sind die Individuenzahlen vor der Berechnung mit Molanna auf Familienniveau zusammenzufassen, damit sie beim Berechnen des Neozoenanteils und bei Seentypen des Alpenraums auch beim Berechnen des Faunaindex berücksichtigt werden. Naididae (z.B. Gattungen Nais, Ophidonais, Stylaria) werden grundsätzlich nicht aufgenommen.

Um bestimmte Gruppen bis zur Art bestimmen zu können, ist die fakultative Erhebung einer weiteren Zusatzprobe möglich. In dieser Probe können z.B. Imagines zur Absicherung von im Larvenstadium nur schwer bestimmbaren Arten (z.B. Limnephilidae) bzw. im Larvenstadium nur bis zur Gattung bestimmbarer Arten (z.B. Hydroptilidae) erfasst werden. Diese weiteren Zusatzproben gehen nicht in die Bewertung ein. Die Ergebnisse können aber für die Absicherung der Larvenbestimmungen bzw. die Zuordnung unbestimmbarer Larven verwendet werden.

5.2 Beprobungsmethoden der verschiedenen Habitate

Röhrichte, Riede, Flutrasen (emerse Makrophyten)

Die Probenahme emerser Makrophyten soll repräsentativ für den Deckungsgrad des Bestands erfolgen, d.h. Proben werden aus solchen Bereichen genommen, die den Deckungsgrad des gesamten Bestands einer Probestelle repräsentieren. Bei dichten Röhrichten wird eine Lücke bzw. Störstelle gesucht und dann seitlich in den Bestand hinein gekeschert. Die Probe soll den gesamten Röhrichtbestand abdecken, es sollen also sowohl ufernahe als auch uferfernere Bereiche beprobt werden.

Eine ausschließliche Beprobung des landseitigen Ufers in unmittelbarer Nähe der Uferlinie soll vermieden werden, da in diesen Bereichen meist sauerstoffarme Bedingungen vorherrschen und die Artenzusammensetzung des Makrozoobenthos dort stark von der Lebensgemeinschaft aufgelockerter Röhrichte abweicht.

Zur Beprobung wird das Substrat mit dem Fuß kräftig aufgewirbelt und das losgelöste Material mit dem Kescher anschließend aufgenommen (Kicksampling). Ergänzend sollen Pflanzenteile der Makrophyten, die bei der beschriebenen Probenahme zwangsläufig in den Kescher gelangen, auf anhaftende Individuen untersucht werden. Ein Flächenbezug kann in dichten Röhrichten nur näherungsweise realisiert werden, insbesondere wenn Schilfstoppeln die Probenahme erschweren.

Unterwasservegetation (submerse Makrophyten) und untergetauchte Wurzeln

Die Probenahme von submersen Makrophytenbeständen und flutenden Wurzeln erfolgt ebenfalls mit dem Kescher. Dabei kann der Kescher über die Makrophyten bzw. den Wurzelbart gestülpt und die daran sitzenden Organismen durch kräftiges Schütteln des Keschers herausgelöst werden. Alternativ kann auch hier das Kicksampling angewendet (vgl. Emerse Makrophyten) oder mit dem Handsieb beprobt werden. Auch hier sollen einzelne Pflanzenteile der Makrophyten ergänzend auf anhaftende Individuen untersucht werden.

Lehm/Ton (Argyllal), Sand (Psammal) und Schlamm (Pelal) sowie Feindetritus (FPOM)

Bei schluffigen (z.B. Seekreide), schlammigen und sandigen Sedimenten sowie bei Feindetritus wird der Kescher direkt durch die oberen 2 cm des Sediments geschoben. Insbesondere bei Feindetritus und Schluff erleichtert ein gründliches Spülen der Fänge im Kescher das spätere Sortieren.

Dünne Schichten von Feindetritus auf mineralischem Sediment werden nicht als Habitat Feindetritus angesprochen, sondern dem darunter liegenden Substrat zugeordnet.

Sonderfall "Organische Sonderstandorte" (vgl. auch oben, Kap. 2) In extrem locker geschichteten Schlammauflagen ohne hinreichende Sicht ist eine Beprobung mit Flächenbezug nur sehr bedingt möglich. Durch rasches, unkontrolliertes Einsinken des Keschers sammeln sich in dessen Netz sehr große Schlammmengen an, die auch über Absiebung nur unwesentlich reduziert werden können. Da in dieser Fraktion erfahrungsgemäß kaum bewertungsrelevante Taxa auftreten und die wenigen vorhandenen Taxa auch durch die übrigen Teilproben erfasst werden, wird sie nicht vollständig aufgearbeitet, sondern es wird die Besiedlung durch eine vom Probenehmer stark reduzierte und leicht überschaubare Subprobe vor Ort abgeschätzt und integriert.

Da auch die Beprobung der Strukturen Wurzelwerk und Pflanzenbülte sowohl von Land als auch vom Boot aus unter erschwerten Bedingungen erfolgt, die mitunter nur einen unzureichenden Flächenbezug erlauben, soll unbedingt gewährleistet sein, dass jede Teilprobe dem fachgutachterlichen Anspruch hinsichtlich der Erfassung des MZB genügt.

Kies (Akal) und Muschelgrus

Mineralische Substrate mittlerer Korngrößen werden mit dem Kescher durch Kicksampling beprobt. Grobe Kiese, die dabei in den Kescher gelangen, werden zusätzlich auf anhaftende Individuen untersucht bzw. es werden ggf. anhaftende Tiere zusätzlich im Kescher oder in einer Wanne/Weißschale abgewaschen und anschließend über 1 mm gesiebt (Laborsortierung) oder direkt in die Weißschale überführt (Lebendsortierung).

Im Anhang ist eine Tabelle beigefügt, mit der die Oberflächengrößen der Steine bei Bedarf überschlägig berechnet werden können (aus Brauns et al. 2016). Es muss dabei berücksichtigt werden, dass oft nur Teilflächen der Steine besiedelt werden können. Eine Halbkugel von 20 cm Durchmesser besitzt ungefähr die Oberfläche einer Teilprobe (ca. 0,06 m^2).

Steine und Blöcke (Lithal)

Für die Beprobung von Lithalhabitaten werden von der Größe her repräsentative Steine entnommen. Das anhaftende Makrozoobenthos wird mit einer weichen Bürste in einer wassergefüllten Wanne abgebürstet und anschließend über 1 mm gesiebt (Laborsortierung) oder direkt in die Weißschale überführt (Lebendsortierung).

Im Anhang, Kap. 7.2, ist eine Tabelle beigefügt, mit der die Oberflächengrößen der Steine bei Bedarf überschlägig berechnet werden können (aus Brauns et al. 2016). Es muss dabei berücksichtigt werden, dass oft nur Teilflächen der Steine besiedelt werden können. Eine Halbkugel von 20 cm Durchmesser besitzt ungefähr die Oberfläche einer Teilprobe (ca. 0,06 m^2).

Totholz (Xylal)

Bei der Beprobung von Totholz ist die Beschaffenheit des Holzes von hoher Bedeutung. Treibendes, vom Wellenschlag bewegtes Holz und relativ frisches Holz werden nur in geringem Maße vom Makrozoobenthos besiedelt. Am besten geeignet ist festliegendes, stark strukturiertes, festes Holz mittleren Alters. Das anhaftende Makrozoobenthos wird mit einer weichen Bürste in einer wassergefüllten Schale oder Wanne abgebürstet und anschließend über 1 mm gesiebt (Laborsortierung) bzw. direkt in die Weißschale überführt (Lebendsortierung).

Im Anhang, Kap. 7.2, ist eine Tabelle beigefügt, mit der die Oberflächengrößen von Ästen bei Bedarf überschlägig berechnet werden können (aus Brauns et al. 2016). Ein Holzstück von 20 cm Länge und mit einem Durchmesser von 10 cm besitzt ungefähr die Oberfläche einer Teilprobe (ca. 0,06 m^2).

Spundwände und Felswände, Holzwände und Pfähle

Spundwände aus Beton oder Stahl sowie Fels werden mit einem Pfahlkratzer oder mit der geraden Kante des Keschers beprobt. Gleiches gilt für Holzverbau mit Brettern oder Pfählen. Besteht der Verbau aus Faschinen, wird das Faschinenmaterial soweit möglich vor dem Kescher mit der Hand oder einer Bürste abgestriffen oder geschüttelt.

Grobdetritus (CPOM)

Aufgrund ihres großen Volumens ist die Beprobung von Schilfstängel- und Falllaubablagerungen etwas problematisch, so dass es bei größeren Deckungsgraden dieser Substrate sinnvoll sein kann, nur Teilproben zu nehmen. Die darin enthaltenen Individuen werden dann entsprechend hochgerechnet.

Das Substrat wird direkt mit dem Kescher aufgenommen. Durch Sieben kann eine Reduzierung des Probenvolumens erfolgen (siehe unten), dabei können blatt- sowie schilfstängelbewohnende Arten jedoch schnell übersehen und verworfen werden. Bei der Lebendsortierung kann das Material zunächst auch trocken in einer Weißschale oder auf einem Tuch ausgebreitet werden, damit gut getarnte Arten durch ihre Bewegungen gefunden werden können.

Sonderfälle: Gezielte Erfassung hochindikativer Taxa

Eine gezielte Erfassung ist insbesondere für Taumelkäfer (Gyrinidae) vorgesehen, die mit den oben beschriebenen regulären Aufnahmemethoden nicht systematisch erfasst werden, die aber zugleich im Seenlitoral ausgesprochen indikativ sind. Taumelkäfer können bei der Habitatkartierung oder im Zuge der Beprobung durch Sicht festgestellt und dann gezielt mit dem Wasserkescher auf der Oberfläche gefangen werden. Für die betreffenden Arten ist kein Bezug der Abundanz zur Referenzfläche von 1 m^2 zu ermitteln. Aufgrund des relativ großen Aktionsraums einerseits und der Aggregation der Tiere in "Schulen" andererseits ist selbst bei individuenreichen Beständen bezogen auf die Referenzfläche nur von kleinen Stückzahlen auszugehen. Für die Siedlungsdichte werden deshalb große Bestände von ≥ 30 beobachteten Tieren mit Siedlungsdichte 5 Ind./m^2 gewertet, mittlere Bestände ≥ 10 und < 30 Tieren mit 3 Ind./m^2 und kleine Bestände mit weniger als 10 beobachteten Tieren mit 1 Ind/m^2. Die tatsächliche festgestellte bzw. geschätzte Individuenzahl wird im Gelände notiert, bei der Erfassung der Daten in der EDV wird das o.g. Umrechnungsschema angewendet.

Größere Wasserläufer der Gattungen Aquarius bzw. *Gerris, Hydrometra* und *Mesovelia* werden wie die Taumelkäfer gezielt auf Sicht mit dem Kescher erfasst, kleinere Arten der Gattungen *Microvelia* und *Hebrus* müssen ebenfalls auf Sicht mit einem kleinen Sieb oder mit einem kleinen Kescher nahe der Wasserlinie aufgesammelt werden (interessant vor allem in Verlandungsseen in Moorgebieten). In beiden Fällen kann das Abundanzschema der Taumelkäfer angewendet werden, da es sich bei dem Siedlungsbereich wesentlich um das ufernahe Flachwasser handelt, das immer nur einen begrenzten Anteil an der Probenahmefläche ausmacht.

5.3 Reduzierung des Probenvolumens im Gelände (Laborsortierung)[3]

Abtrennen von Detritus

Da die Proben oft einen hohen Anteil an Grobdetritus enthalten, kann im Gelände eine Vorfraktionierung erfolgen. Dazu wird die Probe über ein Sieb mit einer Maschenweite von etwa 10 bis 20 mm gegeben. Unter das Sieb wird eine Wanne gestellt, in der die feinere Fraktion aufgefangen wird. Das im Sieb befindliche Grobmaterial wird gespült, nach verbleibenden größeren Organismen (z.B. *Glyphotaelius pellucidus*) durchgesehen und anschließend verworfen. Der in der Wanne befindliche Teil der Probe wird durch ein Sieb (Maschenweite 1 mm) gegossen.

Proben mit einem hohen Anteil an Feindetritus werden direkt im Kescher gespült.

Abtrennen der mineralischen Fraktion

Weisen die Proben einen hohen Anteil an mineralischem Sediment auf, kann das Probenvolumen durch Abdekantieren reduziert werden. Dazu wird die gesamte Probe in einer Wanne oder einem Eimer aufgespült und in ein Sieb (Maschenweite 1 mm) abgegossen. Der Dekantierschritt wird solange wiederholt, bis die Probe frei von organischem Material ist. Der mineralische Teil der Probe wird anschließend nach Organismen (z.B. Kleinmuscheln) durchgesehen und dann verworfen.

5.4 Probenaufbereitung

Wahlweise können die Tiere nach der Probenahme direkt im Freiland (Lebendsortierung) oder später im Labor (Laborsortierung) aus den wie oben beschrieben entnommenen Proben ausgelesen werden (siehe unten, Kap. 6).

Bei der Lebendsortierung werden die ausgelesenen Tiere in 70 bis 80 %igem Ethanol konserviert und zur Bestimmung mit ins Labor genommen.

Im Fall der Laborsortierung werden die Proben im Freiland vollständig in 96 %igem Ethanol konserviert. Proben mit hohem organischem Anteil sollten nach Zugabe des Ethanols vorsichtig umgerührt werden, damit sich der Alkohol gleichmäßig verteilt. Ein Ethanol-Überstand von 2 bis 5 cm über dem Probenmaterial gewährleistet i.d.R. eine ausreichende Konservierung. Bei

[3] Die angegebenen Methoden zur Reduktion des Probenvolumens sind vor allem für die Laborsortierung von Bedeutung. Letztlich können sie aber auch bei der Lebendsortierung im Freiland hilfreich sein.

Lagerzeit über 6 Monaten oder Lagerung in warmen Räumen empfiehlt sich bei Proben mit viel organischem Material eine Erneuerung des Ethanols nach einiger Zeit.

Unabhängig von der Sortiermethode erfolgt die Beschriftung der Proben mit Zetteln/Etiketten, die mit einem weichen Bleistift beschrieben werden und in die Probengefäße gegeben werden.

6 Aussortieren und Bestimmen der Organismen, Aufbereitung der Daten

6.1 Aussortieren der Organismen

Wie in Kap. 5.4 beschrieben, stehen für das Auslesen der Organismen aus den entnommenen Proben zwei Alternativverfahren zur Verfügung, Lebendsortierung und Laborsortierung.

Lebendsortierung

Bei der Lebendsortierung werden die in den Proben enthaltenen Organismen direkt im Freiland aussortiert. Die Fänge werden dabei portionsweise in Weißschalen durchgesehen. Von Arten, die bereits im Gelände sicher bestimmt werden können, werden 1 bis 3 Individuen als Beleg entnommen und konserviert. Von Arten, die nicht vor Ort bestimmt werden können, wird eine definierte Mindestanzahl der betreffenden Taxa in Ethanol fixiert und zur Bestimmung ins Labor mitgenommen. Wichtig ist, dass von allen im Gelände nicht bestimmbaren, aber habituell unterscheidbaren Taxa eine hinreichende Anzahl von Individuen mitgenommen wird (vgl. dazu Übersicht im Anhang, Kap. 7.3).

Nach Durchsicht der Weißschalen wird das restliche Probenmaterial in einen großen Eimer überführt. Es hat sich als hilfreich erwiesen, wenn die leichten organischen Bestandteile zum Schluss abdekantiert werden, dann kann das im Eimer verbliebene Material nochmals gezielt auf Mollusken und Köcherfliegen mit mineralischen Köchern durchgesehen werden.

Abschließend werden die geschätzten Individuenzahlen der einzelnen Taxa (z.B. Gattung) notiert. Nach Bestimmung der Arten im Labor wird die Schätzzahl dann entsprechend der Häufigkeiten in der Probe aufgeteilt.

Beispiel: Im Gelände wurde *Caenis* sp. mit 400 Individuen notiert. Bei der Bestimmung der 40 mitgenommenen Tiere ergab sich folgende Verteilung: Caenis horaria 21 Ind., Caenis luctuosa 15 Ind., Caenis robusta 4 Ind. Für die abschließende Bestandsliste ergeben sich danach folgende Individuenzahlen: Caenis horaria 210 Ind., Caenis luctuosa 150 Ind., Caenis robusta 40 Ind.

Zur Angabe der Häufigkeiten können analog zur Fließgewässeruntersuchung auch die standardisierten Schätzzahlen (1-10, 20, 65, 200, 650, 2.000, 6.500) verwendet werden (vgl. Meier et al. 2006).

Laborsortierung

Alternativ zur Auslese im Freiland können die Proben, ggf. nach Reduktion des Probenmaterials wie in Kap. 5.3 beschrieben, nach der Probenahme vollständig konserviert und die Organismen erst im Labor aussortiert werden. Die Laborsortierung hat den Vorteil, dass sehr kleine

Arten sicherer nachgewiesen und deren Individuendichten genauer ermittelt werden können. Zudem können die Proben zu einem beliebigen Zeitpunkt bearbeitet werden.

Die Nachteile im Vergleich zur Lebendsortierung sind der hohe Ethanolverbrauch und die große Anzahl der getöteten Individuen, auch geschützte Arten werden teilweise in hoher Anzahl getötet. Bei fragilen Arten führen längere Lagerzeiten der Proben und der Spülvorgang im Labor oft zum Verlust bestimmungsrelevanter Körperteile. Zudem ist der Zeitaufwand bei der Laborsortierung höher, insbesondere wenn mit der Stereolupe sortiert wird.

Bei der Sortierung im Labor ist es hilfreich, die Probe zunächst gründlich zu spülen. Der Spülvorgang kann dazu genutzt werden, die Probe in eine Fein- und Grobfraktion zu teilen, was das spätere Bearbeiten erleichtert, in dem z.B. über eine Siebkaskade 5 mm und 1 mm gespült wird. Die Grobfraktion wird dann mit der Lupenbrille oder Lupenleuchte bearbeitet, die Feinfraktion mit der Lupenbrille, Lupenleuchte oder der Stereolupe bei geringer Vergrößerung.

Es werden die Individuen von mindestens 1/5 der Gesamtprobe vollständig ausgelesen bzw. gezählt (siehe unten). Sind in dem ersten Fünftel weniger als 350 Tiere enthalten, werden weitere Teilproben bearbeitet bis diese Anzahl erreicht ist. Bei Massenvorkommen einzelner Arten (Anteil der Art an der Gesamt-Individuenzahl > 20 %) empfiehlt sich das Auslesen zusätzlicher Tiere.

Bei hochabundanten Arten (häufig z.B. *Caenis* sp.) wird nur eine Unterprobe der Teilprobe bestimmt und dann hochgerechnet. Als Anhaltspunkt, wieviele Tiere mindestens bestimmt werden sollen, ist im Anhang eine Übersicht der Mindestzahl zu bestimmender Individuen der einzelnen Taxa beigefügt. Gut kenntliche Taxa wie z.B. *Potamopyrgus antipodarum* werden lediglich gezählt und müssen - abgesehen von einzelnen Belegtieren - nicht entnommen werden.

Nach der Sortierung der Teilmenge ist der Rest der Gesamtprobe mit der Lupenbrille oder Lupenleuchte auf weitere Arten durchzusehen, die weder in der Pre-Picking-Probe noch in der Teilprobe enthalten waren.

Für die abschließende Artenliste wird die Anzahl der Tiere der Teilprobe auf die Gesamtprobe hochgerechnet. Die Individuen, die in der Pre-Picking-Probe und der Restprobe enthalten waren, werden nicht hochgerechnet.

6.2 Bestimmung

Die Bestimmung erfolgt mindestens bis auf das Niveau der im Anhang, Kap. 7.4, beigefügten "Operationellen Taxaliste Seen". Es sind hier definitionsgemäß nur benthisch lebende Taxa aufgenommen und nur Gruppen, die mit der vorgegebenen Methodik systematisch erfasst werden können.

Bei Berechnung der Ökologischen Zustandsklasse ohne Chironomidae werden die Zuckmückenlarven und -Puppen als Familie erfasst. Zur Bestimmungstiefe der Oligochaeta siehe Kapitel 5.1 bzw. 7.4.

6.3 Aufbereitung der Bestandsdaten

Die so ermittelten Bestandsdaten sind probestellen- und aufnahmebezogen in der EDV zu erfassen. Die Decodierung der Arten erfolgt über die DV-Nummern gemäß Bundestaxaliste. Die Abundanzen werden in Individuen/m^2 angegeben. Zum Einlesen in das aktuell verwendete Computertool sind die Importdateien als excel-files mit folgender Struktur anzulegen; in der Spalte "Wert" werden die Abundanzen in Individuen/m^2 erfasst (Einträge in der Tabelle unten beispielhaft); alle Zellen Format "Standard", Datumsfeld Format "Datum"; Name des Tabellenblatts ist "Probenahme":

Seename	Seetyp	Ufertyp	Probenstelle	Datum	DV-Nr	TAXON-NAME	Wert
Ammersee	S_4g	F	Transekt 10	28.04.2022	1009	Bithynia tentaculata	11,43
Ammersee	S_4g	F	Transekt 10	28.04.2022	1032	Physa acuta	0,76
Ammersee	S_4g	F	Transekt 10	28.04.2022	1056	Pisidium nitidum	188,19
Ammersee	S_4g	F	Transekt 10	28.04.2022	157	Cloeon simile	13,71
…	…	…	…	…	…	…	…

Die Bezeichnung der Seen und der Probestellen muss den im Tool hinterlegten Angaben entsprechen. Für Detailangaben zum Datenimport wird auf das Handbuch zum Computertool verwiesen (vgl. Kap. 5.3 im Projektbericht).

7 Anhang

7.1 Feldprotokoll

Feldprotokoll Probenahme Eulitoral

See	**Probestelle**	**Bearbeiter**	**Datum**
Ufertyp [Gm-Fm-Org]		**Wasserstand** [hoch-mittel-niedrig / Pegel]	

Physikochemie			
Grundsicht [bis 1 m]		Leitfähigkeit [µS/cm]	
Trophiestufe [geschätzt oder nach MP-Kartierung]		pH-Wert	
Bewölkung [DG %] / Lufttemperatur max. °C		O_2 [mg/l und %]	

Physiographie Eulitoral [bis 1 m Tiefe]			
Ausdehnung [Entfernung vom Ufer bei 1 m Tiefe]		Uferneigung [senkrecht-steil-mittel-flach]	
Wasserbewegung [Brandung, künstlicher Wellenschlag, ohne]		Zu-/Abflüsse [im Nahbereich]	
Beschattung [%] [bezogen auf 30 m-Gürtel]		Strukturvielfalt [sehr hoch-hoch-mittel-gering-sehr gering]	
Beschaffenheit **Röhrichte** (falls vorhanden)			
Deckung [einzeln-lückig-mittel-dicht]		Breite Röhrichtgürtel [m]	
Anteil an Probenahme-fläche [%]		Dominante Arten:	
Beschaffenheit **Submersvegetation** (falls vorhanden)			
Deckung [einzeln-lückig-mittel-dicht]		Überlappung mit Röhricht [%]	
Anteil an Probenahme-fläche [%]		Dominante Arten:	

Hemerobie/Störungen			
Hemerobie Eulitoral [natürlich-naturnah-beeinträchtigt-naturfern]		Nutzung [z.B. Badestelle, Anlegestelle, Hafen, Bootsbetrieb]	
Beeinträchtigungen [quantifiziert in stark-mittel-gering]			
Eulitoral Abgrabung/Vertiefung (z.B. Hafen), Aufschüttung (für Landgewinn), Substrataustausch, Substratveränderung z.B. durch Verbau (POM-Anreicherung), künstliche Wasserstandsschwankungen, künstlicher Wellenschlag, Schädigung Röhricht			
unmittelbare Ufer-/Wasserwechselzone Verbau (im Wasser oder jenseits der Wasserlinie), Versiegelung (Wege, Gebäude), Entwaldung			
Wasserqualität Einleitungen (Rohre, oberflächlich), Einschwemmungen (Landwirtschaft), Belastungen ohne erkennbare Quelle (Trübung, Geruch, Schaum, Algenentwicklung)			

Biotop-/Strukturtypen bis 20 m Entfernung vom Ufer [dominierende Typen]

Feldprotokoll Probenahme Eulitoral

Substratzusammensetzung		Deckung 5% Stufen	Replikate	Bemerkungen	
mineralische Substrate					
Fels	anstehender Fels			Fadenalgen %	Aufwuchs %
Steine (Lithal)	große Steine und Blöcke > 20 cm			Fadenalgen %	Aufwuchs %
	mittlere Steine > 6 cm bis 20 cm			Fadenalgen %	Aufwuchs %
Kies (Akal)	Grobkies > 2 bis 6 cm				
	Fein bis Mittelkies > 0,2 bis 2 cm				
Sand, Schlamm (Psammal, Psammopelal)	mineralischer Sand < 2 mm				
	Sand/Schlamm (Psammopelal) < 2 mm				
Lehm/Ton (Agryllal)	bindiges Material				
	lockeres allerfeinstes Material (Schluff)				
	Seekreide				
Muschelgrus (Debris)	Mischsubstrat mit dominantem Anteil an toten Muschel- und Schneckenschalen				
Uferverbau	Steinwurf			Fadenalgen %	Aufwuchs %
	geschlossener Verbau			Fadenalgen %	Aufwuchs %
organische Substrate					
Röhrichte, Riede, Flutrasen (emerse Makrophyten)					
Unterwasservegetation (submerse Makrophyten)					
submerses Wurzelwerk (Ufergehölze oder Makrophyten)				dicht / mittel / lückig	
Totholz (Xylal)	größere Äste, Baumstämme			Borke: fest / ablösbar / ohne	
grobes organisches Material (CPOM)	Schilfstängel/Laub > 1mm				
feines organisches Material (FPOM)	feine organische Auflagen				
Schlamm, organisch (Pelal)				faulig: ja	nein
Uferverbau, Holz	Pfähle, Faschinen			Fadenalgen %	Aufwuchs %
	geschlossen			Fadenalgen %	Aufwuchs %
Steganlagen	Pfähle			Fadenalgen %	Aufwuchs %

Bemerkungen [hier insbesondere auch Abweichungen von den Voruntersuchungen]

7.2 Abschätzung der Oberflächen großer Festsubstrate

(aus Brauns et al. 2016)

Ermittlung der Oberfläche eines Steins (in m²) unter Annahme einer ellipsoiden Form.

Höhe cm / Länge cm	2	2.5	3	3.5	4	4.5	5	5.5	6	6.5	7	7.5	8	8.5	9	9.5	10
5	0.005	0.006	0.008	0.009	0.011	0.012											
6	0.006	0.008	0.009	0.011	0.012	0.014	0.016	0.018									
7	0.007	0.009	0.011	0.012	0.014	0.016	0.018	0.020	0.022	0.024							
8	0.008	0.010	0.012	0.014	0.016	0.018	0.021	0.023	0.025	0.027	0.030	0.032					
9	0.009	0.011	0.014	0.016	0.018	0.021	0.023	0.025	0.028	0.030	0.033	0.036	0.038	0.041			
10	0.010	0.012	0.015	0.018	0.020	0.023	0.025	0.028	0.031	0.033	0.036	0.039	0.042	0.045	0.048	0.051	
11	0.011	0.014	0.016	0.019	0.022	0.025	0.028	0.031	0.034	0.037	0.040	0.043	0.046	0.049	0.052	0.055	0.058
12	0.012	0.015	0.018	0.021	0.024	0.027	0.030	0.033	0.036	0.040	0.043	0.046	0.049	0.053	0.056	0.060	0.063
13	0.013	0.016	0.020	0.023	0.026	0.029	0.033	0.036	0.039	0.043	0.046	0.050	0.053	0.057	0.060	0.064	0.068
14	0.014	0.017	0.021	0.024	0.028	0.031	0.035	0.039	0.042	0.046	0.050	0.053	0.057	0.061	0.065	0.069	0.073
15	0.015	0.019	0.022	0.026	0.030	0.034	0.038	0.041	0.045	0.049	0.053	0.057	0.061	0.065	0.069	0.073	0.077
16	0.016	0.020	0.024	0.028	0.032	0.036	0.040	0.044	0.048	0.052	0.056	0.061	0.065	0.069	0.073	0.078	0.082
17	0.017	0.021	0.026	0.030	0.034	0.038	0.042	0.047	0.051	0.055	0.060	0.064	0.069	0.073	0.078	0.082	0.087
18	0.018	0.022	0.027	0.031	0.036	0.040	0.045	0.049	0.054	0.059	0.063	0.068	0.073	0.077	0.082	0.087	0.092
19	0.019	0.024	0.028	0.033	0.038	0.043	0.047	0.052	0.057	0.062	0.067	0.072	0.076	0.081	0.086	0.091	0.096
20	0.020	0.025	0.030	0.035	0.040	0.045	0.050	0.055	0.060	0.065	0.070	0.075	0.080	0.086	0.091	0.096	0.101
21	0.021	0.026	0.031	0.036	0.042	0.047	0.052	0.057	0.063	0.068	0.073	0.079	0.084	0.090	0.095	0.101	0.106
22	0.022	0.027	0.033	0.038	0.044	0.049	0.055	0.060	0.066	0.071	0.077	0.083	0.088	0.094	0.100	0.105	0.111
23	0.023	0.028	0.034	0.040	0.046	0.051	0.057	0.063	0.069	0.074	0.080	0.086	0.092	0.098	0.104	0.110	0.116
24	0.024	0.030	0.036	0.042	0.048	0.054	0.060	0.065	0.072	0.078	0.084	0.090	0.096	0.102	0.108	0.114	0.121
25	0.025	0.031	0.037	0.043	0.050	0.056	0.062	0.068	0.075	0.081	0.087	0.094	0.100	0.106	0.113	0.119	0.126
26	0.026	0.032	0.039	0.045	0.052	0.058	0.064	0.071	0.077	0.084	0.091	0.097	0.104	0.110	0.117	0.124	0.130
27	0.027	0.033	0.040	0.047	0.053	0.060	0.067	0.074	0.080	0.087	0.094	0.101	0.108	0.115	0.121	0.128	0.135
28	0.028	0.035	0.042	0.049	0.055	0.062	0.069	0.076	0.083	0.090	0.097	0.105	0.112	0.119	0.126	0.133	0.140
29	0.029	0.036	0.043	0.050	0.057	0.065	0.072	0.079	0.086	0.094	0.101	0.108	0.116	0.123	0.130	0.138	0.145
30	0.030	0.037	0.045	0.052	0.059	0.067	0.074	0.082	0.089	0.097	0.104	0.112	0.119	0.127	0.135	0.142	0.150

Ermittlung der Oberfläche von Totholz (in m^2) unter Annahme einer zylindrischen Form.

Länge cm \ Ø cm	0.5	1	1.5	2	2.5	3	3.5	4	4.5	5	5.5
5	0.001	0.002	0.002	0.003	0.004	0.005	0.005	0.006	0.007	0.008	0.009
6	0.001	0.002	0.003	0.004	0.005	0.006	0.007	0.008	0.008	0.009	0.010
7	0.001	0.002	0.003	0.004	0.005	0.007	0.008	0.009	0.010	0.011	0.012
8	0.001	0.003	0.004	0.005	0.006	0.008	0.009	0.010	0.011	0.013	0.014
9	0.001	0.003	0.004	0.006	0.007	0.008	0.010	0.011	0.013	0.014	0.016
10	0.002	0.003	0.005	0.006	0.008	0.009	0.011	0.013	0.014	0.016	0.017
11	0.002	0.003	0.005	0.007	0.009	0.010	0.012	0.014	0.016	0.017	0.019
12	0.002	0.004	0.006	0.008	0.009	0.011	0.013	0.015	0.017	0.019	0.021
13	0.002	0.004	0.006	0.008	0.010	0.012	0.014	0.016	0.018	0.020	0.022
14	0.002	0.004	0.007	0.009	0.011	0.013	0.015	0.018	0.020	0.022	0.024
15	0.002	0.005	0.007	0.009	0.012	0.014	0.016	0.019	0.021	0.024	0.026
16	0.003	0.005	0.008	0.010	0.013	0.015	0.018	0.020	0.023	0.025	0.028
17	0.003	0.005	0.008	0.011	0.013	0.016	0.019	0.021	0.024	0.027	0.029
18	0.003	0.006	0.008	0.011	0.014	0.017	0.020	0.023	0.025	0.028	0.031
19	0.003	0.006	0.009	0.012	0.015	0.018	0.021	0.024	0.027	0.030	0.033
20	0.003	0.006	0.009	0.013	0.016	0.019	0.022	0.025	0.028	0.031	0.035
21	0.003	0.007	0.010	0.013	0.016	0.020	0.023	0.026	0.030	0.033	0.036
22	0.003	0.007	0.010	0.014	0.017	0.021	0.024	0.028	0.031	0.035	0.038
23	0.004	0.007	0.011	0.014	0.018	0.022	0.025	0.029	0.033	0.036	0.040
24	0.004	0.008	0.011	0.015	0.019	0.023	0.026	0.030	0.034	0.038	0.041
25	0.004	0.008	0.012	0.016	0.020	0.024	0.027	0.031	0.035	0.039	0.043
26	0.004	0.008	0.012	0.016	0.020	0.025	0.029	0.033	0.037	0.041	0.045
27	0.004	0.008	0.013	0.017	0.021	0.025	0.030	0.034	0.038	0.042	0.047
28	0.004	0.009	0.013	0.018	0.022	0.026	0.031	0.035	0.040	0.044	0.048
29	0.005	0.009	0.014	0.018	0.023	0.027	0.032	0.036	0.041	0.046	0.050
30	0.005	0.009	0.014	0.019	0.024	0.028	0.033	0.038	0.042	0.047	0.052
31	0.005	0.010	0.015	0.019	0.024	0.029	0.034	0.039	0.044	0.049	0.054
32	0.005	0.010	0.015	0.020	0.025	0.030	0.035	0.040	0.045	0.050	0.055
33	0.005	0.010	0.016	0.021	0.026	0.031	0.036	0.041	0.047	0.052	0.057
34	0.005	0.011	0.016	0.021	0.027	0.032	0.037	0.043	0.048	0.053	0.059
35	0.005	0.011	0.016	0.022	0.027	0.033	0.038	0.044	0.049	0.055	0.060
36	0.006	0.011	0.017	0.023	0.028	0.034	0.040	0.045	0.051	0.057	0.062
37	0.006	0.012	0.017	0.023	0.029	0.035	0.041	0.046	0.052	0.058	0.064
38	0.006	0.012	0.018	0.024	0.030	0.036	0.042	0.048	0.054	0.060	0.066
39	0.006	0.012	0.018	0.025	0.031	0.037	0.043	0.049	0.055	0.061	0.067
40	0.006	0.013	0.019	0.025	0.031	0.038	0.044	0.050	0.057	0.063	0.069
41	0.006	0.013	0.019	0.026	0.032	0.039	0.045	0.052	0.058	0.064	0.071
42	0.007	0.013	0.020	0.026	0.033	0.040	0.046	0.053	0.059	0.066	0.073
43	0.007	0.014	0.020	0.027	0.034	0.041	0.047	0.054	0.061	0.068	0.074
44	0.007	0.014	0.021	0.028	0.035	0.041	0.048	0.055	0.062	0.069	0.076
45	0.007	0.014	0.021	0.028	0.035	0.042	0.049	0.057	0.064	0.071	0.078
46	0.007	0.014	0.022	0.029	0.036	0.043	0.051	0.058	0.065	0.072	0.079
47	0.007	0.015	0.022	0.030	0.037	0.044	0.052	0.059	0.066	0.074	0.081
48	0.008	0.015	0.023	0.030	0.038	0.045	0.053	0.060	0.068	0.075	0.083
49	0.008	0.015	0.023	0.031	0.038	0.046	0.054	0.062	0.069	0.077	0.085
50	0.008	0.016	0.024	0.031	0.039	0.047	0.055	0.063	0.071	0.079	0.086
51	0.008	0.016	0.024	0.032	0.040	0.048	0.056	0.064	0.072	0.080	0.088
52	0.008	0.016	0.025	0.033	0.041	0.049	0.057	0.065	0.074	0.082	0.090
53	0.008	0.017	0.025	0.033	0.042	0.050	0.058	0.067	0.075	0.083	0.092
54	0.008	0.017	0.025	0.034	0.042	0.051	0.059	0.068	0.076	0.085	0.093
55	0.009	0.017	0.026	0.035	0.043	0.052	0.060	0.069	0.078	0.086	0.095
56	0.009	0.018	0.026	0.035	0.044	0.053	0.062	0.070	0.079	0.088	0.097
57	0.009	0.018	0.027	0.036	0.045	0.054	0.063	0.072	0.081	0.090	0.098
58	0.009	0.018	0.027	0.036	0.046	0.055	0.064	0.073	0.082	0.091	0.100
59	0.009	0.019	0.028	0.037	0.046	0.056	0.065	0.074	0.083	0.093	0.102
60	0.009	0.019	0.028	0.038	0.047	0.057	0.066	0.075	0.085	0.094	0.104

Ermittlung der Oberfläche von Totholz (in m^2) unter Annahme einer zylindrischen Form.

Ø cm / Länge cm	6	6.5	7	7.5	8	8.5	9	9.5	10	10.5	11
5	0.009	0.010	0.011	0.012	0.013	0.013	0.014	0.015	0.016	0.016	0.017
6	0.011	0.012	0.013	0.014	0.015	0.016	0.017	0.018	0.019	0.020	0.021
7	0.013	0.014	0.015	0.016	0.018	0.019	0.020	0.021	0.022	0.023	0.024
8	0.015	0.016	0.018	0.019	0.020	0.021	0.023	0.024	0.025	0.026	0.028
9	0.017	0.018	0.020	0.021	0.023	0.024	0.025	0.027	0.028	0.030	0.031
10	0.019	0.020	0.022	0.024	0.025	0.027	0.028	0.030	0.031	0.033	0.035
11	0.021	0.022	0.024	0.026	0.028	0.029	0.031	0.033	0.035	0.036	0.038
12	0.023	0.025	0.026	0.028	0.030	0.032	0.034	0.036	0.038	0.040	0.041
13	0.025	0.027	0.029	0.031	0.033	0.035	0.037	0.039	0.041	0.043	0.045
14	0.026	0.029	0.031	0.033	0.035	0.037	0.040	0.042	0.044	0.046	0.048
15	0.028	0.031	0.033	0.035	0.038	0.040	0.042	0.045	0.047	0.049	0.052
16	0.030	0.033	0.035	0.038	0.040	0.043	0.045	0.048	0.050	0.053	0.055
17	0.032	0.035	0.037	0.040	0.043	0.045	0.048	0.051	0.053	0.056	0.059
18	0.034	0.037	0.040	0.042	0.045	0.048	0.051	0.054	0.057	0.059	0.062
19	0.036	0.039	0.042	0.045	0.048	0.051	0.054	0.057	0.060	0.063	0.066
20	0.038	0.041	0.044	0.047	0.050	0.053	0.057	0.060	0.063	0.066	0.069
21	0.040	0.043	0.046	0.049	0.053	0.056	0.059	0.063	0.066	0.069	0.073
22	0.041	0.045	0.048	0.052	0.055	0.059	0.062	0.066	0.069	0.073	0.076
23	0.043	0.047	0.051	0.054	0.058	0.061	0.065	0.069	0.072	0.076	0.079
24	0.045	0.049	0.053	0.057	0.060	0.064	0.068	0.072	0.075	0.079	0.083
25	0.047	0.051	0.055	0.059	0.063	0.067	0.071	0.075	0.079	0.082	0.086
26	0.049	0.053	0.057	0.061	0.065	0.069	0.074	0.078	0.082	0.086	0.090
27	0.051	0.055	0.059	0.064	0.068	0.072	0.076	0.081	0.085	0.089	0.093
28	0.053	0.057	0.062	0.066	0.070	0.075	0.079	0.084	0.088	0.092	0.097
29	0.055	0.059	0.064	0.068	0.073	0.077	0.082	0.087	0.091	0.096	0.100
30	0.057	0.061	0.066	0.071	0.075	0.080	0.085	0.090	0.094	0.099	0.104
31	0.058	0.063	0.068	0.073	0.078	0.083	0.088	0.093	0.097	0.102	0.107
32	0.060	0.065	0.070	0.075	0.080	0.085	0.090	0.096	0.101	0.106	0.111
33	0.062	0.067	0.073	0.078	0.083	0.088	0.093	0.098	0.104	0.109	0.114
34	0.064	0.069	0.075	0.080	0.085	0.091	0.096	0.101	0.107	0.112	0.117
35	0.066	0.071	0.077	0.082	0.088	0.093	0.099	0.104	0.110	0.115	0.121
36	0.068	0.074	0.079	0.085	0.090	0.096	0.102	0.107	0.113	0.119	0.124
37	0.070	0.076	0.081	0.087	0.093	0.099	0.105	0.110	0.116	0.122	0.128
38	0.072	0.078	0.084	0.090	0.096	0.101	0.107	0.113	0.119	0.125	0.131
39	0.074	0.080	0.086	0.092	0.098	0.104	0.110	0.116	0.123	0.129	0.135
40	0.075	0.082	0.088	0.094	0.101	0.107	0.113	0.119	0.126	0.132	0.138
41	0.077	0.084	0.090	0.097	0.103	0.109	0.116	0.122	0.129	0.135	0.142
42	0.079	0.086	0.092	0.099	0.106	0.112	0.119	0.125	0.132	0.139	0.145
43	0.081	0.088	0.095	0.101	0.108	0.115	0.122	0.128	0.135	0.142	0.149
44	0.083	0.090	0.097	0.104	0.111	0.117	0.124	0.131	0.138	0.145	0.152
45	0.085	0.092	0.099	0.106	0.113	0.120	0.127	0.134	0.141	0.148	0.156
46	0.087	0.094	0.101	0.108	0.116	0.123	0.130	0.137	0.145	0.152	0.159
47	0.089	0.096	0.103	0.111	0.118	0.126	0.133	0.140	0.148	0.155	0.162
48	0.090	0.098	0.106	0.113	0.121	0.128	0.136	0.143	0.151	0.158	0.166
49	0.092	0.100	0.108	0.115	0.123	0.131	0.139	0.146	0.154	0.162	0.169
50	0.094	0.102	0.110	0.118	0.126	0.134	0.141	0.149	0.157	0.165	0.173
51	0.096	0.104	0.112	0.120	0.128	0.136	0.144	0.152	0.160	0.168	0.176
52	0.098	0.106	0.114	0.123	0.131	0.139	0.147	0.155	0.163	0.172	0.180
53	0.100	0.108	0.117	0.125	0.133	0.142	0.150	0.158	0.167	0.175	0.183
54	0.102	0.110	0.119	0.127	0.136	0.144	0.153	0.161	0.170	0.178	0.187
55	0.104	0.112	0.121	0.130	0.138	0.147	0.156	0.164	0.173	0.181	0.190
56	0.106	0.114	0.123	0.132	0.141	0.150	0.158	0.167	0.176	0.185	0.194
57	0.107	0.116	0.125	0.134	0.143	0.152	0.161	0.170	0.179	0.188	0.197
58	0.109	0.118	0.128	0.137	0.146	0.155	0.164	0.173	0.182	0.191	0.200
59	0.111	0.120	0.130	0.139	0.148	0.158	0.167	0.176	0.185	0.195	0.204
60	0.113	0.123	0.132	0.141	0.151	0.160	0.170	0.179	0.188	0.198	0.207

7.3 Mindestanzahl zu entnehmender Individuen (Lebendsortierung)

Mindestanzahl zu entnehmender und zu bestimmender Individuen der unterschiedenen taxonomischen Gruppen bei größeren vorgefundenen Individuendichten (Lebendsortierung)

Erläuterungen: Die Mindestanzahl zu entnehmender Individuen der einzelnen taxonomischen Gruppen ist in den Spalten 1 und 2 angegeben, Abweichungen von dieser Zahl innerhalb der betreffenden Gruppe sind in den Spalten 3 und 4 vermerkt. Beispiel: Von den meisten Köcherfliegen-Gattungen oder -Familien werden jeweils 10 Tiere von jedem deutlich unterscheidbaren Taxon mitgenommen. Aufgrund der großen Artenvielfalt bei den Leptoceridae, Limnephilidae, Polycentropodidae und Psychomyidae werden von diesen Familien 30 bzw. 40 Individuen aufgesammelt.

Von im Gelände eindeutig bestimmbaren Arten werden jeweils 1 bis 3 Individuen aufgesammelt und konserviert.

Taxonomische Gruppe	Mindestanzahl	abweichend davon	Mindestanzahl
Turbellaria	10	-	-
Gastropoda	10	Bithynia sp. Hydrobiidae gen. sp. Planorbidae gen. sp.	20 20 40
Bivalvia	10	Dreissena sp. Pisidium sp./Euglesa sp.	30 40
Oligochaeta	30	-	-
Hirudinea	10	-	-
Decapoda	3	-	-
Amphipoda	20	-	-
Isopoda	20	-	-
Ephemeroptera		Baetidae Caenidae Leptophlebiidae	30 40 30
Odonata	5	Coenagrionidae Gomphidae Libellulidae	20 10 10
Plecoptera	10	-	-
Megaloptera	5	-	-
Neuroptera	5	-	-
Heteroptera	5	Corixidae	30
Coleoptera	10	Elmidae	30
Trichoptera	10	Leptoceridae Limnephilidae Polycentropodidae Psychomyidae	40 30 30 30
Lepidoptera	5	-	-
Diptera	10	Chironomidae	50

7.4 **Operationelle Taxaliste** (Mindestanforderung Bestimmungsniveau)

Operationelle Taxaliste zur Bestimmung der Makrozoobenthos-Organismen im Eulitoral von Seen

Taxa	Bestimmungsniveau
Spongillidae	Bestimmung nur auf Familienniveau, weil zum Beprobungszeitpunkt die bestimmungsrelevanten Merkmale in der Regel nicht ausgeprägt sind.
Turbellaria	Bestimmung soweit am fixierten Tier möglich auf Art- bzw. Artenpaar-Niveau; bei Lebendsortierung im Gelände Aufnahme von Lebendmerkmalen (Kopfform etc.): *Crenobia alpina, Dugesia tigrina, D. lugubris/polychroa, P. nigra/tenuis, Dendrocoelum lacteum*, [*Dugesia gonocephala, Polycelis felina, Planaria torva, Bdellocephala punctata*].
Gastropoda & Bivalvia	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau, auch Kleinmuscheln. Abweichend davon Gattung *Stagnicola* nur auf Gattungsniveau. Keine Aufnahme von Landschnecken der Ufervegetation/Röhrichte wie *Succinea putris* oder *Oxyloma elegans*.
Oligochaeta	Bestimmung der Tubificidae und Lumbriculidae auf Familienniveau, leicht (ohne Präparation) kenntliche Taxa auch auf Gattungs-/Artniveau (weil konsequent erfassbar): *Branchiura sowerbyi, Quistodrilus multisetosus, Stylodrilus heringianus/sp., Lumbriculus variegatus*; gilt auch für *Eiseniella tetraedra*. Keine Aufnahme von Naididae (z.B. Gattungen *Nais*, *Ophidonais*, *Stylaria*; kein MZB i.e.S.: nicht streng benthisch), nicht differenzierbare Individuen Naididae/Tubificidae werden zur Unterklasse gestellt (Oligochaeta). Alle übrigen Familien werden nicht weiter differenziert und zur Unterklasse zusammengefasst.
Hirudinea	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau; Piscicolidae höchstens auf Gattungsniveau, auch Familienniveau zulässig. Aufnahme von Krebsegeln zur Abschätzung der Autochthonie festgestellter heimischer Krebsarten.
Decapoda	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau (Vorsicht Jungtiere); auf Krebsegel achten.
Isopoda	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau.
Amphipoda	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau, abgesehen von maximal als Influent auftretenden Grundwasserkrebsen (Niphargidae).
Ephemeroptera	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau. Insbesondere bei Heptageniidae der Gattungen *Ecdyonurus* und *Rhithrogena* (wenn vorkommend) sowie bei der Gattung *Siphlonurus* Bestimmung vielfach nur auf Artengruppen-Niveau möglich.
Odonata	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau. Dafür ist aber in jedem Fall die Mitnahme einzelner Tiere erforderlich, für die bei der Höheren Naturschutzbehörde eine Genehmigung zur Entnahme eingeholt werden muss. Keine Artbestimmung und in den meisten Fällen auch keine Gattungsbestimmung von Libellenlarven nach Feldmerkmalen!
Plecoptera	Bestimmung der Larven in den meisten Fällen nur auf Gattungsniveau möglich. Imagines werden mit der vorgegebenen Methodik nicht erfasst. Artbestimmungen ausgewählter im Larvenstadium bestimmbarer Taxa werden aufgenommen. Artbestimmungen reifer Larven nach Imaginalmerkmalen können aufgenommen werden, sind für die Berechnungen aber auf die Gattung zurückzusetzen.

Operationelle Taxaliste zur Bestimmung der Makrozoobenthos-Organismen im Eulitoral von Seen

Taxa	Bestimmungsniveau
Megaloptera & Neuroptera	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau.
Heteroptera	Bestimmung Adulter soweit als möglich auf Artniveau, Nymphen wenn möglich auf Gattungs- oder auch auf Familienniveau.
Coleoptera	Folgende Familien werden hier als Wasserkäfer erfasst: Gyrinidae, Haliplidae, Noteridae, Hygrobiidae, Dytiscidae, Helophoridae, Hydrochidae, Spercheidae, Hydrophilidae (aquatische Gattungen), Hydraenidae, Scirtidae (nur Larven aquatisch), Dryopidae, Elmidae sowie grundsätzlich auch Sphaeriusidae, Georissidae und Psephenidae (nur Larven aquatisch). Bestimmung Adulter soweit als möglich auf Artniveau. Bei einigen Familien oder Gattungen sind nur die Männchen sicher zu bestimmen (viele Haliplidae, Hydraenidae, Helophoridae, Hydrophilidae Gattung *Laccobius*, Elmidae, Dryopidae u.a.); dort dann Bestimmung der Weibchen auf Artengruppen- oder Gattungsniveau. Larven der meisten Familien soweit möglich auf Gattungsniveau (Ausnahme Hydroporinae und Hydrophilidae); nur einzelne leicht kenntliche Arten wie z.B. *Platambus maculatus* oder *Orectochilus villosus* oder im Bezugsraum monotypische Gattungen auf Artniveau. Aufnahme Rüsselkäfer nur, wenn diese eindeutig als aquatisch lebende Gattung/Art identifiziert werden können. Abweichend davon die Larven der Scirtidae soweit als möglich auf Art-, Artengruppen- oder Gattungsniveau. Imagines werden mit der vorgegebenen Methodik nicht erfasst. Von den Chrysomelidae-Donaciinae werden mit der vorgegebenen Methode die Larven gar nicht und von den Imagines nur die Art *Macroplea appendiculata* erfasst. Die Larven der schwimmblattbewohnenden Chrysomelidae als Unterfamilie Galerucinae erfassbar.
Trichoptera	Bestimmung soweit als möglich auf Artniveau. Folgende Familien/Gattungen in der Regel nur auf Gattungsniveau: Hydroptilidae (ohne Gattungen *Agraylea, Allotrichia*), Psychomyidae Gattungen *Lype* und *Tinodes* part., verschiedene Gattungen der Limnephilidae (z.B. *Halesus*, *Potamophylax* part.) und der Phryganaeidae (Gattungen *Phryganaea* und *Agrypnia* part. nur als Artenpaare). Reife Puppen sonst nicht bestimmbarer Larven werden auf Artniveau determiniert.
Lepidoptera - Acentropinae	Larven der Acentropinae soweit als möglich auf Artniveau.
Diptera - Chironomidae	Bestimmung der Larven und Puppen soweit als möglich auf Art-, Artengruppen- oder Gattungsniveau. Keine Aufnahme von Puppenexuvien. Imagines werden mit der vorgegebenen Methodik nicht erfasst.
Diptera - Sonstige	Bestimmung in der Regel soweit als möglich auf Gattungsniveau: Chaoboridae, Culicidae, Dixidae, Empididae part., Limoniidae, Pediciidae, Ptychopteridae, Stratiomyidae, Tabanidae, Tipulidae. Ceratopogonidae, Empididae-Clinocerinae und Psychodidae in der Regel auf Familien- oder Unterfamilienniveau. Abweichend davon Athericidae auf Artniveau.