

TEIL 3 FACHLICHE UMSETZUNG DER WASSERRAHMENRICHTLINIE IN HESSEN

3 Überwachung und Darstellung des Zustandes der oberirdischen Gewässer, des Grundwassers und der Schutzgebiete

3.1 B Methodenbeschreibungen und Bewertungsgrundlagen im Rahmen der Überwachung der biologischen Qualitätskomponenten in Fließgewässern

Stand: Januar 2007

Inhaltsverzeichnis

Abbildungsverzeichnis

Tabellenverzeichnis

VORBEMERKUNG	5
1 ERHEBUNGS-, ANALYSE- UND PROBENAHMEVERFAHREN DER BIOLOGISCHEN QUALITÄTSKOMPONENTEN.....	6
1.1 PHYTOPLANKTON	10
1.1.1 Probenahme	10
1.1.2 Laborarbeit	12
1.2 MAKROPHYTEN UND PHYTOBENTHOS	17
1.2.1 Makrophyten und Armleuchteralgen	17
1.2.2 Phytobenthos – Kieselalgen	21
1.2.2.1 Probenahme	21
1.2.2.2 Laborarbeit	23
1.2.3 Phytobenthos – restliches Phytobenthos (excl. Kiesel- & Armleuchteralgen)	24
1.3 MAKROZOOBENTHOS	25
1.3.1 Probenahme	25
1.3.2 Laborarbeit	31
1.3.3 Alternatives Lebendsortierverfahren im Freiland	33
1.4 FISCHE	38
2 MULTIMETRISCHE BEWERTUNG ANHAND DER BIOLOGISCHEN QUALITÄTSKOMPONENTEN.....	40
2.1 PHYTOPLANKTON	40
2.2 PHYTOBENTHOS UND MAKROPHYTEN	43
2.3 MAKROZOOBENTHOS	50
2.4 FISCHFAUNA	63

ABBILDUNGSVERZEICHNIS

Abb. 1-1:	Feldprotokoll Seite 1: Gewässerdaten und Allgemeine Standortdaten.....	7
Abb. 1-2:	Feldprotokoll Seite 2: Standortdaten – Struktur- & besiedlungsfeindliche Faktoren	8
Abb. 1-3:	Feldprotokoll Seite 3: Standortdaten – physikalisch-chemische Parameter und Umlandnutzung.....	9
Abb. 1-4:	Access-Datenbank-Formular zur Eingabe der Feldprotokoll Daten (Beispiel Feldprotokoll Seite 2).....	10
Abb. 1-5:	Feldprotokoll Seite 4: Kartierbogen Makrophyten.....	20
Abb. 1-6:	Feldprotokoll Seite 4: Kurzbeschreibung der Teilprobe Diatomeen	22
Abb. 1-7:	Beschriftung der Probengläschen und der Dauerpräparate.	23
Abb. 1-8:	Feldprotokoll Seite 4: Multi-Habitat-Sampling und Festlegung der Teilproben	26
Abb. 1-9:	Beispielhafte Verteilung der Teilproben im Gewässer paritätisch zu den vorhandenen Substrattypen, Totholz (Xylal) findet in diesem Beispiel bei der quantitativen Probenahme keine Beachtung.....	27
Abb. 1-10:	Beschriftung der konservierten Probe im Gelände.	30
Abb. 1-11:	Feldprotokoll zur Lebensortierung und Anzahl der mindestens zu entnehmenden Individuen pro Taxon im Gelände.....	37
Abb. 1-12:	Feldprotokoll Seite 4: Erfassung der Fischfauna.....	39
Abb. 2-1:	Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand des Phytoplanktons (Beispiel Mittelgebirgsfluss – Typ 9.2)	41
Abb. 2-2:	Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand der Makrophyten	44
Abb. 2-3:	Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand der Diatomeen (und Makrophyten)	46
Abb. 2-4:	Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand des Makrozoobenthos (Beispiel: silikatischer grobmaterialreicher Mittelgebirgsbach – Typ 5).....	51
Abb. 2-5:	Exceltabelle mit den hochgerechneten Individuenzahlen je Art (Ind./m ²) zum Import nach ASTERICS.....	61
Abb. 2-6:	Die in ASTERICS importierte Tabelle	61
Abb. 2-7:	Auswahl des Fließgewässertyps	62
Abb. 2-8:	Gesamtergebnis der ökologischen Zustandsklasse und in den einzelnen Modulen	62
Abb. 2-9:	Ergebnis der ökologischen Zustandsklasse und der ermittelten Werte im Modul Saprobie	62
Abb. 2-10:	Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand der Fischfauna	65
Abb. 2-11:	Exceltabelle aus fiBs zur Eingabe der entsprechenden Referenz	71
Abb. 2-12:	Exceltabelle aus fiBs zur Eingabe der Befischungsergebnisse	71
Abb. 2-13:	Exceltabelle aus fiBs mit Ansicht der Ergebnisse (Einzelergebnisse und Klassifikation des ökologischen Zustands)	72

TABELLENVERZEICHNIS

Tab. 1-1: Absetzzeit der in Lugol fixierten Phytoplanktonproben	13
Tab. 1-2: Wahl der Kammeraufsatzvolumina in Abhängigkeit von der Chlorophyll-a – Konzentration.....	13
Tab. 1-3: Mindestzahl der zu bearbeitenden Unterproben mit quantitativer Auszählung der Makrozoobenthosorganismen	31
Tab. 1-4: Häufigkeit der Makrozoobenthosarten und zu notierende Individuenzahlen bei der Freilandsortierung.....	35
Tab. 2-1: Indexgrenzen für die Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand des Phytoplanktons	42
Tab. 2-2: Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Makrophyten (Referenzindex RI)	45
Tab. 2-3: Indexgrenzen für die Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Diatomeen ...	47
Tab. 2-4: Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Diatomeen (DIFG - Diatomeenindex).....	48
Tab. 2-5: Abstufung der ökologischen Zustandsklasse infolge von Versauerung oder Versalzung	48
Tab. 2-6: Indexgrenzen (Ø DIFG + MMP) für die Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Diatomeen und Makrophyten	49
Tab. 2-7: Bewertung des ökologischen Zustands anhand des Makrozoobenthos im Modul „organische Verschmutzung“ – Stand: Oktober 2005	52
Tab. 2-8: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Faunaindex/Potamon-Typie-Index	53
Tab. 2-9: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Anteil der Eintags-, Stein- und Köcherfliegenlarven (EPT (HK) [%])	54
Tab. 2-10: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Rheo-Index	55
Tab. 2-11: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen bei der Anzahl der Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Steinfliegen (Plecoptera), Köcherfliegen (Trichoptera), Käfer (Coleoptera), Muscheln (Bivalvia) und Libellen (Odonata) # EPTCBO bzw. bei der Anzahl der festgestellten Köcherfliegenarten(# T).....	55
Tab. 2-11: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Anteil der Forellenregionbesiedler (ER [%] oder (MR [%]) bzw. der Äschenregionbesiedler (HR [%])	56
Tab. 2-12: Berechnung der Metrics zur Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand des Makrozoobenthos im Modul „Allgemeine Degradation“	57
Tab. 2-13: Obere und Untere Ankerpunkte der Einzelmetrics zur Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand des Makrozoobenthos im Modul „Allgemeine Degradation“	60
Tab. 2-10: Gefällegliederung der Fließgewässerzonen gemäß DVWK (1996)	63
Tab. 2-11: Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Fischfauna	66

Vorbemerkung

Die EU-WRRL gibt keine einheitlichen Verfahren für die Bewertung der Befunde für die biologische Gewässerüberwachung vor. Deshalb werden derzeit in Deutschland neue biologische Verfahren für die Erfassung und Bewertung des ökologischen Zustandes entwickelt.

Die aktuellen Berichte zu den nationalen Bewertungsverfahren sowie die entsprechenden Softwareprogramme stehen unter folgenden Adressen zum Download zur Verfügung.

Phytoplankton: <http://www.igb-berlin.de/abt2/mitarbeiter/mischke/>

Phytobenthos/Makrophyten („PHYLIB“):

<http://www.bayern.de/lfw/projekte>

Fische („fiBs“): <http://www.pivi.de/gc/>

Makrozoobenthos („AQEM“): <http://www.aqem.de> oder

<http://www.fliessgewaesserbewertung.de>

Anhand weiterer Erfahrungen aus den Bundesländern werden die Verfahren aber auch künftig noch weiter verfeinert und ggf. auch noch geändert. Eine erste europaweite Interkalibrierung der biologischen Bewertungsverfahren (excl. Phytoplankton und Fischfauna) ist bereits erfolgt.

Voraussichtlich keine weitreichenden Änderungen sind bei den Erhebungs-, Analyse und Probenahmeverfahren zu den biologischen Qualitätskomponenten zu erwarten. Die bereits bis Ende 2006 entsprechend durchgeführten Bestandserhebungen können somit für eine Bewertung des ökologischen Zustands herangezogen werden.

1 Erhebungs-, Analyse- und Probenahmeverfahren der biologischen Qualitätskomponenten

Grundsätzlich sollte eine Untersuchung der aquatischen Flora und Fauna nicht bei oder unmittelbar nach dem Trockenfallen eines Gewässers durchgeführt werden. Die Probenahme sollte zu einem Zeitpunkt mit möglichst niedrigen Wasserständen (am besten bei Abflüssen unter MQ) durchgeführt werden. Nach einem Hochwasserereignis sollten bis zu einer Probenahme mindestens 4 Wochen verstrichen sein. Dies gilt insbesondere für größere Fließgewässer, da nur so eine Untersuchung der ständig unter dem Wasserspiegel liegenden Uferbereiche gewährleistet ist.

Bei allen biologischen Qualitätskomponenten ist das 3-seitige Feldprotokoll (Abb. 1-1 bis 1-3) für jeden Untersuchungsbereich auszufüllen:

Bei der fotografischen Dokumentation der Untersuchungsbereiche sind die Aufnahmestandorte so zu wählen, dass die Fotos die Strukturen im und am Gewässer innerhalb des Untersuchungsbereichs dokumentieren. Für jeden Untersuchungsbereich ist mindestens ein Foto mit Blickrichtung bachaufwärts und ein Foto mit Blickrichtung bachabwärts anzufertigen. Zu den Fotos ist zu vermerken: Datum, Aufnahmerichtung (aufwärts, abwärts, Detail). Die Fotos sind in digitaler Form anzufertigen, die Dateibezeichnung sollte entsprechend folgendem Muster erfolgen; der Untersuchungsbereich xyz entspricht der ID_Gis, das Datum der Aufnahme ist jeweils zweistellig in der Reihung Jahr (04), Monat (02) und Tag (18) anzugeben:

- Untersuchungsbereich xyz_auf_040218.jpg
- Untersuchungsbereich xyz_ab_040218.jpg
- Untersuchungsbereich xyz_detail_040218.jpg

Grundlage für die Einstufung der Gewässerstruktur (Abb.1-2) in naturnah, beeinträchtigt bzw. naturfern ist die Kartieranleitung für die Gewässerstruktur nach dem Vor-Ort-Verfahren. Bei Bächen und kleinen Flüssen ist ein Abschnitt von je 300 m oberhalb und unterhalb der Untersuchungsstrecke zugrunde zulegen. Bei größeren Fließgewässern ist von 500 m auszugehen. Es wird dabei nicht die Vorlage ausgefüllter Kartierbögen verlangt, aber eine Einstufung, die die Vorgehensweise der Gewässerstrukturkartierung berücksichtigt. Die Strukturklassen 1,2 und 3 entsprechen naturnah, 4 und 5 beeinträchtigt, 6 und 7 naturfern.

Bei den Angaben zur Breiten-/Tiefenverhältnissen und zu Strömung (siehe Abb. 1-3) sind keine genauen Messungen erforderlich. Die jeweiligen Schätzungen bzw. eine Ermittlung über die Driftkörpermethode ist ausreichend; sie sind auf den tatsächlich beprobten Untersuchungsabschnitt und -zeitpunkt zu beziehen.

Ist eine geringe Wasserführung anhand verlandeter Uferbereiche, Inselbildung o.ä. erkennbar oder lässt der Wasserstand und die Witterung eine erhöhte Wasserführung vermuten, so ist dies ebenfalls im Feldprotokoll (Abb. 1-3) zu vermerken.

Die Feldprotokolldaten werden zurzeit in eine Access-Datenbank des HLUg eingegeben (siehe Abb. 1-4).

Gewässerdaten und Allgemeine Standortdaten		
ID-Gis	Datum	Bearbeiter
Gewässerdaten		
Fließgewässer		
Bezeichnung des Untersuchungsbereichs		
Wasserkörpernummer		
Fließgewässertyp gemäß aktueller Typenkarte		
Fließgewässertyp gemäß eigener Schätzung		
Ökoregion		
WRRL-Bearbeitungsgebiet		
Allgemeine Standortdaten		
Rechtswert		
Hochwert		
Foto-Nr. Aufwärts		
Abwärts		
Detail		
weitere		
Untersuchte Abschnittslänge [m]		
Untersuchungsbereich verlegt:	ja, ca. m aufwärts m abwärts	nein
Grund der Verlegung	o	
Untersuchung über die gesamte Breite des Gewässers möglich	ja	nein
Erfassung vom	Ufer	mittels Boot
benutzte Geräte: (z.B. Kescher, Rechen, Greifer)		
Notizen:		

Abb. 1-1: Feldprotokoll Seite 1: Gewässerdaten und Allgemeine Standortdaten

Standortdaten - Struktur & besiedlungsfeindliche Faktoren				
ID-Gis	Datum		Bearbeiter	
Gewässerstruktur				
Gewässerstruktur	Gesamt	Ufer	Sohle	Querprofil
naturnah (Gesamtstrukturgüte 1 - 3)				
beeinträchtigt (Gesamtstrukturgüte 4/5)				
naturfern (Gesamtstrukturgüte 6/7)				
Uferverbau	kein Verbau	Steinmauer (verfugt)	Betonmauer	Spundwand
	Steinpflaster (unverfugt)	Steinschüttung	Faschinen	Sonstiges
Sohlverbau	kein Verbau	Rasengitter	Betonschale mit Sediment	Betonschale ohne Sediment
	Sohlpflaster mit Sediment	Sohlpflaster ohne Sediment	Sonstiges	
Tiefenvarianz (nach LAWA 2000 - im Längsprofil)	sehr groß/groß	mäßig	gering	keine
Breitenvarianz (nach LAWA 2000 - im Querprofil)	sehr groß/groß	mäßig	gering	keine
Laufkrümmung (nach LAWA 2000)	mäandrierend	geschlängelt	stark geschwungen	mäßig geschwungen
	schwach geschwungen	gestreckt	geradlinig	
besiedlungsfeindliche Faktoren				
besiedlungsfeindliche Faktoren (Qualitative Angabe)	keine erkennbar	vorher kein Wasser (z.B. Ausleitungsstrecke, Restwasser)		
	Auffälligkeiten unbekannter Herkunft		Steinunterseiten teilweise/überwiegend schwarz	
	Querbauwerke (Anzahl)		Rückstau (Schätzung in m)	
	Verrohrungen/Durchlässe		Fischteiche (ober-/unterhalb)	
	Geschiebe/Sedimentbewegung		Verunreinigungen (s.u.)	
	besiedlungsfeindliches Substrat		Sonstiges	
Verunreinigungen	Keine	Landw./Gartenabfälle	Hausmüll	Bauschutt
	Trübstoffe Abwasser	Trübstoffe Mineralisch	Schaum-/Ölfilm	Sonstige
Notizen:				

Abb. 1-2: Feldprotokoll Seite 2: Standortdaten
– Struktur- & besiedlungsfeindliche Faktoren

Standortdaten - physikalisch-chemische Parameter & Uferbereiche				
ID-Gis	Datum		Bearbeiter	
physikalische Bedingungen				
Gewässerbreite (in m) (Ø Schätzung)	< 0,5	0,5 - 1,0	1,0 - 2,0	2,0 - 5,0
	5,0 - 10,0	10,0 - 20,0	20,0 - 40,0	> 40,0
Gewässertiefe (in m) (Ø Schätzung)	< 0,1	0,1 - 0,3	0,3 - 0,5	0,5 - 1,0
	1,0 - 2,0	> 2,0		
Strömung (Ø Schätzung)	nicht erkennbar	fast stehend oder Kehr- strömungen	träge fließend Strömung sehr schwach	langsam bis erkennbar fließend
		schnell fließend Strömung mit mäßiger Turbulenz	reißend turbulente Wasser- bewegung	stürzend äußerst turbulent
Wasserführung (Schätzung)	sehr gering	Niedrigwasser	Mittelwasser	Hochwasser
Sichttiefe (in m) (Schätzung)	< 0,1	0,1 - 0,3	0,3 - 0,5	0,5 - 1,0
	> 1,0		bis zum Grund	
Trübung	klar/fast klar	schwach	mäßig	stark
Färbung & Farbstärke 1 = minimal - 2 = schwach 3 = mäßig - 4 = stark	gelb	braun	orange	rot
	grün	blau	grau	andere
Geruch	kein	schwach	mäßig	stark
Uferbereiche				
Flächennutzung im Umland getrennt nach: r = rechtes Ufer l = linkes Ufer	bodenständiger, naturnaher Wald		Brache	Grünland
	nicht boden- ständiger Forst	Park Grünanlage	Bebauung	Acker
dominante Uferpflanzen	Röhricht & Seggenrieder	Krautflur & Hochstauden	Auengehölze	
	Wald-/Forstgehölze		Kulturarten & Neophyten	
Beschattung des Gewässers bei > 5m Gewässerbreite getrennt nach: rU = rechtes Ufer lU = linkes Ufer S = Sohlenbereiche	vollsonnig (von Sonnen- aufgang bis -untergang)	sonnig (zumindest in den wärmsten Stunden)	absonnig (überwiegend sonnig, in den heißesten Stunden aber schattig)	
	Halbschattig (> 50% des Tages im Schatten)		schattig (voller Schatten)	

Abb. 1-3: Feldprotokoll Seite 3: Standortdaten – physikalisch-chemische Parameter und Umlandnutzung

Abb. 1-4: Access-Datenbank-Formular zur Eingabe der Feldprotokoll Daten (Beispiel Feldprotokoll Seite 2)

1.1 Phytoplankton

1.1.1 Probenahme

Eine Probenahme des Phytoplanktons ist nur in ausgewählten Fließgewässertypen nötig. Dazu wurde von der IGB Berlin ein Screening-Monitoring für die Identifizierung von planktonreichen Flüssen mit Hilfe von Chlorophyll a als Hilfsgröße für die Phytoplanktonbiomasse empfohlen und als Kriterium $>20\mu\text{g Chl a/Liter}$ vorgeschlagen. Nur in diesen Flussabschnitten und in allen Gewässertypen, in denen im Referenzzustand Phytoplankton relevant ist oder in denen nach Rekonstruktion ihrer physikalisch-chemischen Bedingungen Phytoplankton als relevantes Floraelement angenommen werden muss, ist es sinnvoll die Phytoplanktonbiozönose zu analysieren. Dies umfasst die in Hessen vorkommenden größeren Flüsse sowie den Main (Fließgewässertypen 9.2 und 10.2), so dass eine Bewertung des trophischen Zustandes anhand des Phytoplanktons auf die Messstellen der Überblicksüberwachung begrenzt sein wird.

Dazu ist mindestens eine monatliche Beprobung des Phytoplanktons im Zeitraum von April bis Oktober durchzuführen, so dass als Minimum 7 Termine in die biologische Bewertung eingehen können. Zusätzlich wird für jeden Termin noch eine Probe für ein Diatomeenpräparat entnommen.

Neben der Phytoplankton-Probenahme werden nach Möglichkeit einige chemische und physikalische Parameter des Wassers 14-tägig erfasst:

- Photometrische Bestimmung der Extinktion bei 436nm
- Sichttiefe mit Secchi-Scheibe (bei Grundsicht Gewässertiefe notieren)
- Bestimmung der Chloridkonzentration nach DIN

- Photometrische Bestimmung der Chlorophyll-a Konzentration nach DIN (unkorrigiert)
- Bestimmung der Gesamtphosphor- Konzentration nach DIN

Es werden folgende, weitere Messgrößen zur Interpretation empfohlen:

- Wassertemperatur
- Gesamthärte
- Säurekapazität
- Bestimmung des gelösten Phosphors – SRP Konzentration nach DIN
- Trübungswert mit Sonde (FE), falls keine Extinktion bei 436nm bestimmt werden kann
- Bestimmung der Gesamtstickstoff- Konzentration nach DIN
- Photometrische Bestimmung der gelösten Silizium- Konzentration nach DIN

Die Wasserproben werden möglichst mit einem Ruttner- oder einem Van-Dorn-Fallschöpfer aus einer Wassertiefe von 0,5m in der Strommitte oder in den Messstationen entnommen. In langsam fließenden Fließgewässern kann es zu vertikalen Einschichtungen des Phytoplanktons im Wasserkörper kommen. Nur bei sichtbaren Aufrahmungen (z.B. durch *Microcystis*) und einer Sichttiefe unter 1m wird eine zweite Probe von der Gewässeroberfläche genommen und mit der 0,5m Probe zu einer Mischprobe vereint.

Beprobungen von Brücken aus sind zulässig, sofern die der Strömung zugewandte Seite der Brücke gewählt wird, damit abgelöste Aufwuchsalgen, die an den Brückenpfeilern wachsen, die Planktonprobe nicht verfälschen.

Um eine Verfälschung der Ergebnisse durch Sedimentations- bzw. Schichtungsprozesse weitgehend zu vermeiden, sollte sich der genaue Probenahmeort nicht direkt vor oder nach Staustufen befinden. Ferner sind Bereiche mit Flusserweiterungen um mehr als das doppelte oder mit Vertiefungen um mehr als ein Drittel ungeeignet.

Die Phytoplankton-, die Kieselalgen- und die Wasserprobe zur Chlorophyll a-Analyse müssen aus der gleichen Schöpfprobe bzw. Mischprobe stammen.

Phytoplanktonprobe: Der Schöpferinhalt wird direkt in 2 glasklare 250ml Enghalsglasflaschen mit Schraubverschluss gefüllt, wobei ca. 2cm Luftüberstand verbleiben soll, um die spätere Homogenisierung der Probe zu ermöglichen. Es werden dann auf ca. 240 ml Probe 8-12Tropfen der Lugol'schen Lösung als Fixierungsmittel zugegeben und die verschlossene Flasche sanft zur Vermischung geschwenkt. Eine 2te Probe dient als Rückstellprobe. Jedes Umfüllen der Wasserprobe in Messzylinder und Umschütten verändert den pH-Wert der Probe schlagartig und kann zum Zerplatzen der unfixierten Zellen und Auseinanderfallen der Kolonien von Flagellaten- und anderen sensiblen Arten führen. Auch wenn sich die Lugol'sche Lösung bei Sauerstoffanwesenheit schneller entfärbt, führt das Überfüllen der Flasche dazu, dass die Probe zur Teilprobeentnahme im Labor nicht aufgeschüttelt werden kann.

Herstellung der Lugol'schen Lösung (haltbar mind. 6 Monate):

- 10 gr Kaliumjodid in 20 ml Aqua dest. lösen
- 5 gr doppelt sublimiertes Jod hinzufügen
- nach gänzlicher Lösung weitere Zugabe von 50 ml Aqua dest. und
- 5 gr. Natriumazetat

Die in Lugol fixierten Proben dürfen beim Transport nicht in direkter Sonne stehen und sich nicht erwärmen. Die Proben sollen in den Enghalsglasflaschen kühl und im Dunkeln nicht länger als 6 Monate bis zur Auswertung aufbewahrt werden.

Kieselalgenprobe: Die centrischen Diatomeen sind eine wichtige Phytoplanktongruppe in Fließgewässern. Da die Arten nur mit viel Erfahrung in den Sedimentationskammern bestimmt werden können und häufig die Bestimmungsmerkmale durch den Zellinhalt oder andere Partikel in der Lugol-Probe optisch überdeckt sind, sollten dafür zusätzlich Diatomeenschalenpräparate angefertigt werden.

Entweder werden dazu ca. 500 bis 1000 ml über einen Membranfilter (z.B. Cellulosemischacetatfilter mit einer Porenweite von $< 4\mu\text{m}$) filtriert (Hand- oder Vakuumpumpe), so dass dieser luftgetrocknet und beschriftet bis zur Weiterpräparation aufbewahrt werden kann, oder es wird ca. 1 Liter der entnommenen Wasserprobe unfixiert in das Labor gebracht. Ca. 1 Tag nach der Probenahme wird dann vorsichtig abdekantiert (auf ca. 100 ml) und mit Formalin (5% Endkonzentration) fixiert.

1.1.2 Laborarbeit

Für das Bewertungsverfahren wird eine quantitative Bestimmung des Phytoplanktons in Sedimentationskammern mit Diametralzählung (Transekt- oder Streifenzählung) nach der UTERMÖHL-Methode an einem inversen Mikroskop gefordert. Die taxonomische Aufschlüsselung soll dabei entsprechend einer harmonisierten Taxaliste erfolgen. (Diese harmonisierte Taxaliste einschließlich einer Mindestbestimmbarkeitsliste steht in der jeweils aktuellen Fassung als download zur Verfügung).

Die mikroskopische Ausrüstung sollte mindestens folgenden Umfang haben:

- Umkehrmikroskop mit Objektträgertisch zur Aufnahme von Sedimentationszählkammern mit einem Durchmesser von 25-27mm
- 10- bis 12,5-fach Okulare mit einem Zählfeld oder einem verstellbaren Zählstreifen sowie mit einer feinen Messskala mit 200 Einheiten (Messokular)
- Objektive: 10-fach, 20- oder 25-fach, 40-fach, 100-fach. Für die 40-fach und 100-fach Objektive wird der Phasen- oder Interferenz- (DIC) Kontrast empfohlen.
- Kondensator mit mindestens 0,5 und 7 mm Arbeitsabstand auch für Phaco-Objektive (auch für Objektiv 100 x)
- Runde UTERMÖHL-Sedimentationszählkammern mit austauschbarem Glasboden mit einer Dicke 0,16 bis 0,2 mm, Verbundkammern (Zeiss-Jena 25 mm). Falls das Kammervolumen werksmäßig nicht angegeben ist, müssen der Kammerdurchmesser und die Kammerhöhe (mit eingebautem Bodenglas) auf 0,01 mm mit einer genauen Präzisionsschieblehre ermittelt werden. (Die Kombination verschiedener Fabrikate darf nur erfolgen, wenn sie bzgl. der Kammer- und Röhrendurchmesser übereinstimmen. Das sich damit ergebende Sedimentationsvolumen muss dann neu berechnet werden. Für kombinierte Röhrenkammern z.B. von Hydrobios gilt das auf den Röhren angegebene Volumen nur in Verbindung mit der entsprechenden Hydrobios-Plattenkammer).

- Gläser zur Abdeckung der Kammer (42 mm x 42 mm und 1,2mm dick) und runde Deckscheiben (Durchmesser 33 mm, 3 mm dick) zur Abdeckung der Sedimentationsröhren
- Runde Kammer- bzw. Röhrenaufsätze mit kalibrierten Volumen von 10 ml, 25 ml und 50 ml (Kombinationsvolumen s.o.)

Probenvorbereitung der in Lugol fixierten Proben:

Die Probenvorbereitung dient der erforderlichen Anreicherung der fixierten Originalprobe in einer Zählkammer, um eine ausreichende Anzahl von Zellen auf der festgelegten Zählfläche der Kammer bei optischer Vergrößerung am Umkehrmikroskop zu erhalten. Die runden Kammeraufsätze werden nach dem Sedimentationsvorgang (4 Stunden pro cm Kammerhöhe entsprechend nachstehender Tabelle) von der darunter liegenden Zählkammer abgeschoben.

Tab. 1-1: Absetzzeit der in Lugol fixierten Phytoplanktonproben

Kammervolumen [ml]	Höhe der Kammer [cm]	Absetzzeit [in Stunden]
2	1	4
10	2	8
25	4,5	18
50	9,5	38

Da die Zellkonzentration in Abhängigkeit von der Taxazusammensetzung, dem Gewässertyp und der Saison sehr stark schwanken kann, sind Orientierungswerte zur Auswahl des benötigten Absetzvolumens anhand der ermittelten Chlorophyll-a-Konzentration hilfreich. Die Technischen Informationen 7 der Arbeitsgemeinschaft Trinkwassertalsperren bietet folgenden Orientierungsvorschlag:

Tab. 1-2: Wahl der Kammeraufsatzvolumina in Abhängigkeit von der Chlorophyll-a – Konzentration

Chl a - Konzentration [µg/l]	Kammeraufsatzvolumen [ml]
0 – 0,5	2 x 50 ml-Kammeraufsatz
0,5 – 2	50 ml-Kammeraufsatz
2 – 5	25 ml-Kammeraufsatz
5 - 10	10 ml-Kammeraufsatz
> 10	Probe verdünnen

Es ist nicht zulässig, bei hohen Algendichten nur das Zählkammervolumen unverdünnt ohne Röhrenaufsatz anzusetzen, da die Gleichverteilung der Partikel zumeist durch Zusammenballung von Organismenfäden gestört wird. Deshalb ist für Proben, in denen fädige Algenarten (z.B. *Oscillatoriales*, *Aulacoseira*) häufig sind, eine Verdünnung der Probe erforderlich. Es hat sich für eine bessere Gleichverteilung bewährt, die Probe vorab in einem Messzylinder mit Gummistopfen definiert zu verdünnen (z.B. 1 Teil Probe auf 19 Teile entgastes Wasser - zur Entgasung das Wasser abkochen oder mit Ultraschall behandeln, Leitungswasser verwendbar – jedoch nicht destilliertes Wasser, da die Zellen sonst wegen des osmotischen Druckes zerplatzen). Die verdünnte, vorsichtig durch Um-

schwenken homogenisierte Probe wird danach wieder in einem 10 ml Kammeraufsatz zur Sedimentation angesetzt.

Eine Aufkonzentrierung der Probe durch Zentrifugation ist für die quantitative Bestimmung nicht zu empfehlen, da es zu Verlusten durch Wandeffekte und zum Zerplatzen fragiler Algenzellen führt.

Anforderung an die mikroskopische Auswertung von Phytoplanktonproben:

- Erstellung einer Zählliste

Vorab wird eine Taxaliste erstellt, die die Zählliste vorbereitet und die dominanten Arten bestimmt. Eine vollständige Taxaliste des Phytoplanktons ist nicht Ziel dieses Verfahren. In der Zählliste werden die Bezeichnungen und ID-Nummern der harmonisierten Taxaliste zum Phytoplankton Deutschlands verwendet. Die taxonomische Differenzierung soll mindestens nach der darin enthaltenen Mindestbestimmbarkeitsliste erfolgen. Die Zählliste soll zusätzlich Größenklassen für solche Taxa enthalten, deren Zelldimensionen in der Probe stark variieren (z. B. *Peridinium cinctum*), um die Berechnung des Biovolumens zu erleichtern.

- Zählstrategie für die quantitative Auswertung

Die Zählstrategie soll sowohl kleinzellige als auch großzellige Arten mit ähnlicher statistischer Nachweisgrenze sicher erfassen und ist deshalb so zu wählen, dass

- mindestens 400 Objekte gezählt werden
- mindestens die 15-20 dominanten Arten erfasst werden, die nach einer mikroskopischen Sichtung der Probe in einer Zählliste aufgestellt wurden, und
- die Auszählung bei zwei verschiedenen mikroskopischen Vergrößerungen erfolgt: eine Auszählung bei ca. 320 bis 400-facher Vergrößerung für Arten mit kleinen Zellen mit mindestens 60 Zellen für die dominanten Arten auf einer kleinen Kammerfläche (2 Zählstreifen) und eine weitere Auszählung bei ca. 200-facher Vergrößerung auf einer großen Kammerfläche (mindestens 1/4 Kammer) für Kolonien (z.B. *Fragilaria crotonensis*) und große Panzerflagellaten (z.B. *Ceratium*) mit mindestens 20 Zellen je Art.
- die Zählung von Taxa mit einem weiten Größenspektrum in Größenklassen erfolgt: Für Phytoplanktonarten, deren Individuen erheblich in der Zellgröße variieren, sollen Größenklassen entsprechend ihrer größten Zelldimension (z.B. Durchmesser oder Zelllänge) im Zählprotokoll gebildet werden und die Individuen den Größenklassen bereits bei der Zählung nach Zellgröße durch die Verwendung der Messskala im Okular zugeordnet werden. Die Zellzahl und das Biovolumen der Größenklassen eines Taxons werden im Endergebnis aufsummiert und nur einer Taxon-Kennnummer zugeordnet.
- Artbestimmung der Diatomeen anhand von extra angefertigten Schalenpräparaten: Diatomeen können in der Sedimentationskammer nicht sicher bestimmt werden. Deshalb wird der Anteil der Arten in einem Diatomeenschalenpräparat als relativer Anteil an einer Größenklasse bestimmt und anschließend dem Zählergebnis der gleichen Größenklasse proportional zugeordnet.

- Die Bestimmung der Zellhäufigkeiten erfolgt grundsätzlich auf der Basis von Einzelzellen. Dazu sind bei fädigen und bei sehr größenvariablen Formen besondere Zählstrategien erforderlich:
 - Fädige Taxa werden in Einheiten (z. B. 10 µm lange Stücke) gezählt. Zur Berechnung werden die Einzellängen der Trichome (Fadenstücke) aufsummiert. Dann muss die Zelllänge von mindestens 20 Zellen bestimmt werden. Aus der Fadengesamtsumme wird durch Division mit der mittleren Zelllänge die Anzahl an Einzelzellen errechnet.
 - Zählkategorien in Größenklassen werden für größenvariable Taxa gebildet („*Cryptomonas*“, „*Peridinales*“, „*Chlamydomonas*“ und „centrische Diatomeen“). Diese Taxa sind in der Mindestbestimmbarkeitsliste extra ausgewiesen.

Die Zellzahl (Zellen/ml) ermittelt sich für jedes Taxon (ZZx) nach der Formel:

$$ZZx [n/ml] = \frac{\text{Anzahl ausgezählter Zellen} \cdot \text{Gesamtfläche der Kammer [n} \cdot \text{mm}^2]}{\text{Abdimentioniertes Probenvolumen} \cdot \text{ausgezählte Kammerfläche [ml} \cdot \text{mm}^2]}$$

Neben den mindestens 15 dominanten Taxa werden auch alle weiteren, auf der festgelegten Zählfläche ermittelten Taxa im Ergebnisprotokoll mit einer Zellzahl berechnet, auch wenn die Anzahl der ausgezählten Zellen dieser selteneren Taxa unterhalb von 20 liegt.

- Bestimmung der Zellvolumina

Das Biovolumen wird anhand von Standardzellvolumina berechnet: Das Taxon-Biovolumen ergibt sich aus der Multiplikation des mittleren artspezifischen Zellvolumens und der Zellhäufigkeit. Das Gesamtbiovolumen stellt die Summe aller Taxa-Biovolumina pro Liter Probe dar (ohne heterotrophe Flagellaten).

Die Bestimmung des artspezifischen Zellvolumens eines Taxons, das sogenannte Verdrängungsvolumen, basiert auf der Formel-Berechnung eines geometrischen Körpers, welcher der Zellform der Art möglichst ähnlich ist. Eine umfangreiche Formelsammlung und eine Beschreibung der Vorgehensweise finden sich dazu in den Technischen Informationen 7 der Arbeitsgemeinschaft Trinkwassertalsperren. Durch Vermessung der Dimensionsachsen von mindestens 20 Zellen der gleichen Art, der Berechnung des Zellvolumens jeder einzelnen vermessenen Zelle und einer Medianwertbildung über alle vermessenen Zellen ergibt sich das zu ermittelnde Standardzellvolumen (MBV) für ein Taxon.

Dieser Standardwert wird zunächst bei der Auszählung einer Probe ermittelt und kann dann für die weiteren Proben aus einem Gewässer verwendet werden. Eine erneute Überprüfung von verwendeten Standardzellvolumina (d.h. Ergänzung von neuen Messungen und damit eine neue Medianwertberechnung) ist immer dann nötig, wenn ein Taxon über 50% des Gesamtbiovolumens bildet sowie bei allen größenvariablen Taxa.

Für die größenvariablen Taxa wird eine Zählung in Größenklassen empfohlen, wodurch eine Änderung der mittleren Zellgröße durch die unterschiedliche Zuordnung zu den Größenklassen bereits bei der Zählung erfasst wird. Für die Größenklassen kann dann wiederum ein Standardzellvolumen für das jeweilige Klassenmittel berechnet und für alle weiteren Proben eines Gewässers eingesetzt werden. Werden die größenvariablen Taxa nicht in Größenklassen ausgezählt, ist immer die Ermittlung des mittleren Zellvolumens durch die Vermessung von mindestens 20 Zellen erforderlich.

Die Standardzellvolumina beruhen somit entweder aus den eigenen Vermessungen, können aber auch für nicht sehr größenvariable Taxa aus Literaturangaben von ähnlichen Gewässertypen oder der operationellen Taxaliste entnommen werden. Dies ist v.a. dann zulässig, wenn bei seltenen Arten keine ausreichende Anzahl von Individuen für Messungen gewährleistet ist.

- Berechnung der Taxavolumina

Zur Berechnung der Taxabio volumina (Bio volumen aller Zellen einer Art in der Probe) wird die ermittelte Zellzahl mit dem Standardzellvolumen (MBV in μm^3) oder mit dem selbst ermittelten, mittleren Zellvolumen eines Taxons multipliziert.

$$\text{Taxabio volumen [mm}^3\text{/l]} = \frac{\text{Zellzahl [n} \cdot \text{ml]} \cdot \text{MBV [}\mu\text{m}^3\text{]}}{1.000.000}$$

- Diatomeenschalen – Präparate und Auswertung

Da die Arten nur mit viel Erfahrung in den Sedimentationskammern bestimmt werden können und häufig die Bestimmungsmerkmale durch den Zellinhalt oder andere Partikel in der Lugol-Probe optisch überdeckt sind, sollen von der nach dem Vorsedimentationsprinzip auf ca. 100 ml bereits angereicherten und in Formaldehyd fixierten Diatomeenprobe bzw. von der getrockneten Filterprobe zusätzlich Dauerpräparate angefertigt und ausgewertet werden.

Anhand dieser Dauerpräparate wird der relative Anteil der solitären centrischen Diatomeen ermittelt. Die überwiegend benthischen Pennales gehen bei der Bewertung des Phytoplanktons hingegen nur als Sammelgruppe ein. Das Diatomeenpräparat dient hier lediglich der Dokumentation der Bestimmung der planktischen Pennales, die bei der Zählung in der UTERMÖHL-Sedimentationskammer bereits erfasst wurden (z.B. *Fragilaria ulna var. acus*).

Entsprechend dem Ergebnis der Diatomeen in der UTERMÖHL-Zählung wird zunächst nach ausgiebigem Schütteln ein Aliquot zur Präparation entnommen. Die Proben werden dann durch Kochen in starken Säuren gereinigt (siehe Kap. 1.2.2.2 bzw. Kochen in Wasserstoffperoxid und mit Kaliumpermanganat als Farbkontrolle für das Vorhandensein von organischen Resten bis zur Entfärbung). Die Schalen werden in Naphrax als Streupräparat auf Objektträgern bei 80 °C eingebettet. Die Dauerpräparate sind entsprechend zu beschriften (Probenahmeort, Datum der Probenahme, Bearbeiter).

Es wird dann durch Auszählen von mindestens 200 Schalen der relative Anteil der solitären, centrischen Diatomeentaxa ermittelt. Die Auswertung erfolgt an einem Lichtmikroskop bei 1000-facher Vergrößerung, wobei der Einsatz eines Phasenkontrastverfahrens empfohlen wird. Die Auszählung erfolgt in den gleichen Größenklassen wie die quantitative Auszählung in den UTERMÖHL-Kammern am Umkehrmikroskop. Da Schalen der Centrales kleiner 5 μm im Durchmesser infolge ihrer geringen Größe häufig nur schwer bestimmbar sind, wird diese Größenklasse nicht nach Arten aufgeschlüsselt.

Nachdem die relative Artenzusammensetzung in den Schalenpräparaten ermittelt ist, wird das Ergebnis der taxonomischen Zusammensetzung auf die quantitativen Ergebnisse der UTERMÖHL-Zählung aus den gleichen Größenklassen übertragen. Im Endprotokoll werden die Größenklassen durch die Taxabio volumina ersetzt.

1.2 Makrophyten und Phytobenthos

1.2.1 Makrophyten und Armelechteralgen

Die Kartierung der Makrophytenvegetation erfolgt in der Hauptvegetationsperiode (Mitte Juni bis Mitte September) auf einem in ökologischer Hinsicht homogenen Fließgewässer-Abschnitt. Die im Kartierbereich vorkommenden Makrophyten werden durch Begehung des Fließgewässers entgegen der Fließrichtung untersucht. Für jeden Untersuchungsbereich sind die Gewässer- und Standortdaten gemäß den Abb. 1-1 bis 1-3 auszufüllen, das Kartierprotokoll zeigt die Abb. 1-5. Um die gesamte Breite des Fließgewässers zu erfassen, sollte das Gewässer im Zickzack abgewatet werden. Ein Sichtkasten oder eine vergleichbare Sichthilfe ist ggf. zu benutzen. In großen Flüssen ist unter Umständen ein Boot hinzuzuziehen bzw. zur Kartierung der Sohle sind ggf. auch Taucheinsätze hilfreich. Zur Probenahme in größeren, nicht vollständig durchwathbaren Fließgewässern sind weitere Geräte, wie z.B. Doppelharke, Rechen oder eine ca. 3 m lange Rute mit angeschraubtem Pferdekamm ebenfalls nützlich.

Es werden höhere Pflanzen, Armelechteralgen und Moose erfasst, die submers wachsen bzw. zumindest bei mittlerem Wasserstand im Gewässer wurzeln. Die Determination der Arten erfolgt weitestgehend vor Ort, nötigenfalls werden Pflanzenproben entnommen und später mit Hilfe einer Lupe bzw. eines Mikroskops (Moose) bestimmt. Der Transport der Blütenpflanzen und Armelechteralgen erfolgt am besten gekühlt in einem beschrifteten Gefrierbeutel, Moosproben werden in einer aus Papier gefalteten Moostüte aufbewahrt.

Auf dem Kartierbogen (Abb. 1-5) wird die jeweilige Pflanzenmenge einer Art nach der Schätzskaala nach Kohler (1978) angegeben. Zusätzlich wird jeweils aufgenommen, ob die Pflanzen submers oder emers wachsen, optional sind weitere Angaben zum Deckungsgrad nach Londo (1974), zur Vitalität und Soziabilität und zum Sediment im Pflanzenpolster.

Zur allgemeinen Charakterisierung des Untersuchungsbereichs werden im Feld Notizen die am Ufer vorkommenden dominanten Arten grob beschrieben. Wenn im Uferbereich Erlen wachsen, so sollten diese auf augenscheinliche Anzeichen einer Wurzelhalsfäule geprüft werden.

Die Anwendung des Phylib-Verfahrens bedingt die korrekte Zuordnung des beprobten Gewässerabschnitte zu der für die Makrophyten bestimmenden biozönotischen Ausprägung. Die biozönotisch begründeten Makrophytentypausprägungen sind wie folgt zu ermitteln:

1a Gewässertiefe \leq 30 cm	2
1b Gewässertiefe $>$ 30 cm	3
2a Maximalwert Gesamthärte oder Medianwert Säurekapazität $4,3 < 1,4$ mmol/l	Typ MRS
2b Maximalwert Gesamthärte und Medianwert Säurekapazität $4,3 \geq 1,4$ mmol/l	Typ MRK
3a mittlere Breite \geq 40m	6
3b mittlere Breite $<$ 40m	4
4a Fließgeschwindigkeit mind. schnell fließend	2
4b Fließgeschwindigkeit max. langsam fließend	5
5a Grundwassereinfluss	Typ MPG
5b kein Grundwassereinfluss	Typ MP
6a Fließgeschwindigkeit mind. schnell fließend	2
6b Fließgeschwindigkeit max. langsam fließend	7
7a Gewässertiefe $>$ 100 cm	Typ Mg
7b Gewässertiefe $<$ 100 cm	5

MRS = **M**ittelgebirge – **R**hitral – **S**ilikatisch (i.d.R. Fließgewässertypen 5 & 5.1, teilweise 9)

MRK = **M**ittelgebirge – **R**hitral – **K**arbonatisch (i.d.R. Fließgewässertypen 6 & 7, teilweise 9.1)

MPG = **M**ittelgebirge – **P**otamal – **G**rundwasserbeeinflusst (ggf. nicht in Hessen vorkommend)

MP = **M**ittelgebirge – **P**otamal (i.d.R. Fließgewässertyp 19 und 9.2, teilweise 9, 9.1)

Mg = **M**ittelgebirge – **g**roße Ströme (i.d.R. Fließgewässertyp 10, teilweise 9.2)

Wie dem obigen Schlüssel zu entnehmen ist, erfolgt die Zuordnung anhand der Geochemie, des Strömungsbildes und der Gewässerbreite/-tiefe.

Sollten die relevanten Parameter für die Ermittlung der Makrophytentypausprägung anthropogen überformt sein, sind für die Zuweisung Werte zu verwenden, wie sie an dieser Stelle im ursprünglichen Zustand (Referenzzustand) vorliegen würden. Das kann vor allem die Gewässertiefe, die Fließgeschwindigkeit, die Breite und selten auch Säurekapazität bzw. Gesamthärte betreffen. Ist eine solche Beeinträchtigung zu erkennen (z.B. Rückstau, Sohlrampe) bzw. bekannt (z.B. Kalibergbau im Oberlauf, Einleitung von gekalktem Wasser aus einer Kläranlage in silikatischem Gebiet), müssen deren Auswirkungen (z.B. veränderte Fließgeschwindigkeit oder erhöhte Gesamthärte) bei der Typeinteilung außer Acht gelassen werden. Evtl. können Messwerte, nach genauer Prüfung der Umstände, von einer Fließstrecke oberhalb der Beeinträchtigung oder einem Parallelgewässer übernommen werden.

Wird für die Makrophyten der Typ MRK ermittelt, der gemessene Säurekapazitäts- bzw. Gesamthärtewert aber nur um wenig über dem Grenzwert von 1,4 mmol/l liegt und sich die Probestelle in einer silikatischen Geologie befindet, so ist für die Makrophyten auch der zum karbonatischen Typ MRK parallele silikatische Typ MRS zu berechnen und die Ergebnisse zu diskutieren.

Die in Hessen verbreiteten Buntsandstein- und Vulkangebiete sowie die Gebiete mit Gneis-, Granit- und Schiefergesteinen sind silikatisch geprägt, ebenso wie die dort verlaufenden Fließgewässer. Allerdings kann ggf. aus dem Einzugsgebiet karbonatreiches Wasser zufließen, so dass die silikatische Prägung des Wassers weitgehend verloren geht. Es ist dann zu prüfen, ob die erhöhte Gesamthärte bzw. Säurekapazität, die zur Zuordnung zu karbonatischen Typen führen, nicht auf einer Abwassereinleitung beruht. Dann muss nach dem entsprechenden silikatischen Typ ausgewertet werden.

1.2.2 Phytobenthos – Kieselalgen

1.2.2.1 Probenahme

Die Besammlung ist von natürlichen (Hart-)Substraten in einer dauerhaft von Wasser überfluteten Tiefenzone durchzuführen. Entsprechende Kenngrößen des Untersuchungsbereichs sind in einem Feldprotokoll (siehe Abb. 1-1 bis 1-3) zu vermerken.

Bei der Probennahme werden mindestens fünf über dem Gewässerquerschnitt verteilte verschiedene Stellen beprobt. Dabei sollte darauf geachtet werden, dass das Substrat aus möglichst verschiedenen Bereichen (Strömung, Gesteinsart, Beschattung, Ufernähe ..) entnommen wird und die Steine keiner Umlagerung unterworfen sind.

Der Aufwuchs der Steinoberseiten wird mit einem Teelöffel, Spatel o.ä. vorsichtig abgekratzt und in ein beschriftetes Weithalsprobengefäß überführt. Insgesamt sollte mindestens 5 bis 10 ml „Diatomeenschlamm“ gewonnen werden.

Die Konservierung der Proben erfolgt durch die Zugabe von Formaldehyd in einer Endkonzentration von 1 – 4 %. Wenn Teilproben getrennt entnommen werden, sind diese in einem Feldprotokoll kurz zu charakterisieren (Abb. 1-6). Auch ist hier wiederum die entsprechende Diatomeen-Fließgewässertypausprägung anzugeben:

- D5 (5 und 5.1) – Bäche des Buntsandsteins und des Grundgebirge
- D6 (5, Subtyp 5.2) – Bäche der Vulkangebiete
- D7 (9) – Kleine silikatische Flüsse des Mittelgebirges
- D8.1 (6 und 19) – Bäche und Niederungsfließgewässer der Löss-, Keuper- und Kreideregion
- D8.2 (9.1) – Kleine Flüsse der Löss-, Keuper- und Kreideregion
- D9.1 (7) – Bäche der Muschelkalk-, Jura-, Malm-, Lias-, Dogger- und anderer Kalkregionen
- D9.2 (9.1) – Kleine Flüsse der Muschelkalk-, Jura-, Malm-, Lias-, Dogger- und anderer Kalkregionen
- D10.1 (9.2) – Große Flüsse der Mittelgebirge
- D10.2 (10) – Ströme der Mittelgebirge

Aufgrund der Geologie und der Einzugsgebietsgröße entsprechen die Diatomeen-Typausprägungen im Wesentlichen den in Klammern angegebenen Fließgewässertypen.

Erfassung der Kieselalgen							
ID-Gis	Diatomeen-Typausprägung (nach PHYLIB):						Bearbeiter
Datum	D5	D6	D7	D8.1	D9.1	D8.2 o. D9.2	
Substrat (Angaben in 5 % Schritten)							
Lehm/Ton	Schlamm	Sand (0,063 - 2,0 mm)	Feinkies (2 - 6 mm)	Mittelkies 6 - 20 mm)			
Grobkies (2 - 6 cm)	Schotter (6 - 20 cm)	Steine (20 - 40 cm)	Felsblöcke (> 40 cm)	Baumwurzeln, Falllaub Totholz			
Entnommene Kieselalgenprobe							
Substrat		Deckungsgrad Kieselalgen*		Deckungsgrad restliches Phytobenthos*			
weitere Notizen:							
<p>* Schätzung:</p> <p>5 = massenhaft, mehr als 1/3 des Bachbettes bedeckend (Deckungsgrad > 33 %)</p> <p>4 = häufig, aber weniger als 1/3 des Bachbettes bedeckend (Deckungsgrad 5-33 %)</p> <p>3 = makroskopisch selten, gerade noch erkennbar</p> <p>2 = mikroskopisch häufig</p> <p>1 = mikroskopisch selten</p>							

Abb. 1-6: Feldprotokoll Seite 4: Kurzbeschreibung der Teilprobe Diatomeen

1.2.2.2 Laborarbeit

Zur Aufbereitung der Aufwuchsproben, die einen hohen Anteil von organischem, nicht-diatomeenhaltigem Material enthalten können, empfiehlt sich die Oxidation durch Kochen in starken Säuren. Im Verlauf der Oxidation kommt es zur Trennung der beiden Schalenhälften. Die Kochvorgänge sind unter einem leistungsfähigen Anzug mit der gebotenen Vorsicht durchzuführen. Schutzkleidung und Augenschutz sind obligatorisch:

Stammt das Material aus kalkhaltigen Gewässern, so wird die Probe zunächst in Salzsäure gekocht, um die Bildung von Gips bei der sich anschließenden Behandlung mit Schwefelsäure auszuschließen. Bei einem hohen Wasseranteil lässt man die Proben zunächst 24 h absetzen und dekantiert dann vorsichtig. Alternativ können die Proben bis auf eine geringe Wassermenge eingedampft werden. Anschließend werden ca. 20 ml des Probenmaterials in einem Becherglas mit einem Fassungsvermögen von mindestens 100 ml mit 20-40 ml verdünnter Salzsäure (30%) versetzt. Ist die Probe stark kalkhaltig, muss die Salzsäure vor dem Erhitzen mehrfach in zunächst geringen Mengen zugegeben werden, da es ansonsten zu starker Schaumentwicklung kommt. Durch 30-minütiges Kochen werden die Karbonate gelöst, die Stielchen und Gallerten der Diatomeen aufgelöst und die Schalen getrennt. Nachdem die Probe erkaltet ist, werden die groben Reste abgesiebt und dann wird das Becherglas mit Leitungswasser aufgefüllt. Eventuell vorhandener Sand o.ä. lässt man ca. 1 Minute sedimentieren und entfernt sie dann durch Dekantieren des diatomeenhaltigen Überstandes.

Die Probe wird anschließend mehrfach dekantiert (auf etwa 1/3 des Volumens) und mit Leitungswasser gewaschen. Bewährt hat sich vierfaches Waschen und Dekantieren, wobei die Sedimentationszeit zwischen den Waschvorgängen 24 h nicht unterschreiten sollte.

Ist die Säure weitgehend ausgewaschen, wird die Probe durch Dekantieren auf einen geringen Wasseranteil eingengt, mit ca. 20 ml konzentrierter Schwefelsäure versetzt und zum Kochen gebracht. In Abständen von etwa 20 Minuten wird mit einem Spatel eine Prise Kaliumnitrat zugegeben bis sich die Probe entfärbt. (Nach dem Abkühlen der Probe und dem Absetzen der Diatomeen bilden die Diatomeen einen weißlichen bis gräulichen Bodenbelag.) Nun werden die Proben erneut gewaschen, bis der Neutralpunkt erreicht ist. Das letzte Wässern erfolgt mit destilliertem Wasser. Die gereinigte Probe wird in ein beschriftetes (siehe nachstehende Abbildung 1-7) Schnappdeckelgläschen (10 ml) überführt und durch Zugabe von wenigen Tropfen einer 30%igen Formaldehydlösung konserviert.

Gewässername:.....
ID_Gis:
Gewässertyp:
Probenahmedatum:
Bearbeiter:

Abb. 1-7: Beschriftung der Probengläschen und der Dauerpräparate.

Die Bestimmung der Diatomeen auf Artniveau erfolgt anhand der Strukturen des Kieselsäureskeletts und setzt die Herstellung von Dauerpräparaten voraus. Insbesondere kleinschalige Arten können nur im gereinigten Präparat nach Entfernen der organischen Zellbestandteile und weiterer, störender organischer Komponenten bei 1000- bis 1200-facher Vergrößerung sicher zugeordnet werden.

Zur mikroskopischen Auswertung wird die im Schnappdeckelgläschen enthaltene Suspension aufgeschüttelt, eine geringe Menge mit einer sauberen Pipette entnommen und auf ein fettfreies (rundes) Deckgläschen aufgetropft. Ggf. ist eine Verdünnung mit destilliertem Wasser erforderlich (zu empfehlen sind ca. 10-15 Schalen pro Gesichtsfeld bei 1000facher Vergrößerung). Um Kontaminationen zu vermeiden, ist streng darauf zu achten, die verwendeten Pipetten zwischen der Behandlung verschiedener Proben unter fließendem Wasser zu reinigen.

Ist das Diatomeen-Material über Nacht luftgetrocknet, wird ein Objektträger mit einem Tropfen Naphrax versehen und das Deckglas mit der beschickten Seite nach unten mit Hilfe einer Pinzette vorsichtig aufgelegt. Um das Lösungsmittel auszutreiben, wird das Präparat unter einem Abzug (Naphrax enthält giftiges Toluol) über einem Bunsenbrenner bei kleiner Flamme erhitzt, bis es etwa fünf Sekunden lang Blasen wirft.

Das abgekühlte Dauerpräparat wird beschriftet (Abb. 1-7). Um repräsentative Verteilungen zu erhalten, erfolgt die Determination und Auszählung in den Streupräparaten durch die Bestimmung von jeweils 400 Schalen auf Artniveau. Die Darstellung der Häufigkeiten erfolgt in prozentualen Anteilen. Die Dauerpräparate werden als Beleg im HLUg aufbewahrt.

1.2.3 Phytobenthos – restliches Phytobenthos (excl. Kiesel- & Armleuchteralgen)

Aufgrund des hohen Aufwandes und der nur von wenigen Spezialisten zu bearbeitenden Gruppe erfolgt in Hessen keine Fließgewässerbewertung anhand des restlichen Phytobenthos. Eine Darstellung des Probenahmeverfahrens wird hier ggf. später erfolgen.

Eine Kartierung der fädigen Grünalgen (*Cladophora spp.* ist ein deutlicher Eutrophieanzeiger) wird zusammen mit der Makrophytenkartierung vorgenommen.

Unter www.lanuv.nrw.de/veroeffentlichungen/publ_start.htm ist ein Feldführer für das Phytobenthos als Download (4,1 MB) verfügbar.

1.3 Makrozoobenthos

1.3.1 Probenahme

Zunächst wird eine Kartierung aller vorkommenden Habitate im Bereich des 20 bis 100 m langen Untersuchungsbereichs durchgeführt. Um die Fließgewässersohle ungestört zu lassen, sollte diese vom Ufer aus vorgenommen werden. Die Ergebnisse der Kartierung sind im Feldprotokoll festzuhalten (Abb. 1-1 bis Abb. 1-3 und Abb. 1-8):

Die Anteile der im Teilblatt 4 „Multi-Habitat-Sampling“ (Abb. 1-8) aufgeführten Substrattypen (organische und mineralische Substrate) werden in 5%-Stufen abgeschätzt und in der Spalte „Deckungsgrad (5% Stufen)“ notiert. Die Summe des Deckungsgrades dieser Substrattypen muss 100% ergeben.

Ist mineralisches Substrat von organischen Substraten (z.B. CPOM oder Makrophyten) bedeckt, ist das bedeckende organische Substrat als Substrattyp zu notieren.

Das Vorkommen von Substraten mit weniger als 5% Deckungsgrad wird durch ein Kreuz gekennzeichnet und ebenfalls in der Spalte „Deckungsgrad (5% Stufen)“ vermerkt. In der Spalte „Bemerkungen“ des Feldprotokolls können Besonderheiten der Teilproben, z.B. ein besonders hoher Anteil von organischem Material in sandigen Substraten oder ein hoher Sandanteil im Mesolithal, notiert werden. Ist das Substrat in Teilbereichen des Gewässers sehr heterogen, z.B. eine kleinräumige Durchmischung von Mesolithal, Akal und Psammal, ist das Substrat mit dem größten Anteil auf dieser Teilfläche des Gewässers zu notieren.

Basierend auf der Abschätzung des Deckungsgrades wird die Zahl der Teilproben für die einzelnen Substrattypen bestimmt. Auf jeweils 5% Deckungsgrad eines Substrattyps entfällt eine Teilprobe, die Gesamtzahl der Teilproben beträgt somit 20. Ergibt die Substratabschätzung z.B. einen Anteil von 55% Mesolithal, 25% Psammal, 15% CPOM und 5% Akal (siehe Abb. 1-9), ist die Zahl der Teilproben demnach: 11 x Mesolithal, 5 x Psammal, 3 x CPOM und 1 x Akal. Die Zahl der Teilproben ist im Feldprotokoll „Multi-Habitat-Sampling“ (Abb. 1-9) in der Spalte „Anzahl der Teilproben“ zu vermerken.

„Multi-Habitat-Sampling“ - Festlegung der Teilproben			
ID-Gis	Datum	Bearbeiter	
Angaben in 5%-Stufen, Auftreten von Substrattypen mit geringerem Deckungsgrad mit „x“ kennzeichnen			
MINERALISCHE SUBSTRATE	Deckungsgrad (5% Stufen)	Anzahl der Teilproben	Bemerkungen
Hygropetrische Zonen Dünne Wasserschicht auf mineralischen Substraten			
Megalithal (> 40 cm) Oberseite von großen Steinen und Blöcken, anstehender Fels.			
Makrolithal (> 20 cm - 40 cm) Größtkorn: Steine von Kopfgröße, mit variablem Anteil kleinerer Korngrößen.			
Mesolithal (> 6 cm - 20 cm) Größtkorn: Faustgroße Steine, mit variablem Anteil kleinerer Korngrößen.			
Mikrolithal (> 2 cm - 6 cm) Größtkorn: Grobkies (von der Größe eines Taubeneis bis zur Größe einer Kinderfaust), mit variablem Anteil kleinerer Korngrößen.			
Akal (> 0,2 cm - 2 cm) Fein- bis Mittelkies.			
Psammal / Psammopelal (> 6 µm - 2 mm) Sand und/oder (mineralischer) Schlamm.			
Argyllal (< 6 µm) Lehm und Ton (bindiges Material, z.B. Auenlehm)			
Technolithal 1 (Künstliche Substrate) Steinschüttungen.			
Technolithal 2 (Künstliche Substrate) Geschlossener Verbau (z.B. betonierte Sohle).			
ORGANISCHE SUBSTRATE (ist mineralisches Substrat von organischem Material bedeckt, so ist das organische Material ausschlaggebend)			
Algen Filamentöse Algen, Algenbüschel.			
Submerse Makrophyten Makrophyten, inkl. Moose und Characeae.			
Emerse Makrophyten z.B. <i>Typha</i> , <i>Carex</i> , <i>Phragmites</i> .			
Lebende Teile terrestrischer Pflanzen Feinwurzeln, schwimmende Ufervegetation.			
Xylal (Holz) Baumstämme, Totholz, Aste, größere Wurzeln.			
CPOM Ablagerungen von grobpartikulärem organischen Material, z.B. Falllaub.			
Abwasserbakterien und -pilze, Sapropel Abwasserbedingter Aufwuchs (z.B. <i>Sphaerotilus</i>) und/oder organischer Schlamm.			
Debris In Uferzone abgelagertes organisches und anorganisches Material (z.B. durch Wellenbewegung abgelagerte Molluskenschalen).			
Summe	100%	20	
Notizen:			
Konservierter Anteil der Probe im Gelände	1/1	1/2	1/4

Abb. 1-8: Feldprotokoll Seite 4: Multi-Habitat-Sampling und Festlegung der Teilproben

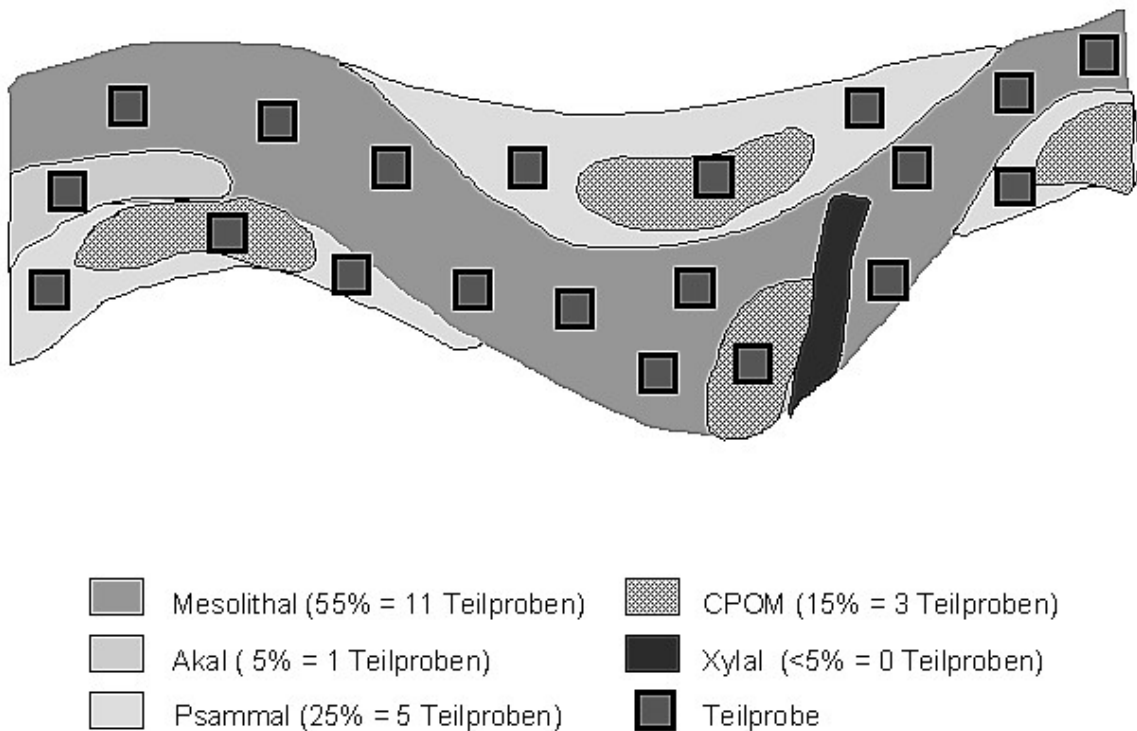


Abb. 1-9: Beispielhafte Verteilung der Teilproben im Gewässer paritätisch zu den vorhandenen Substrattypen, Totholz (Xylal) findet in diesem Beispiel bei der quantitativen Probenahme keine Beachtung.

Bei der Verteilung der quantitativ zu entnehmenden Teilproben in Abhängigkeit von den Substrattypen sind folgende Grundsätze zu berücksichtigen:

- Die Teilproben in Substraten mit einem sehr hohen Deckungsgrad sollten sowohl die Uferbereiche als auch die Sohlenbereiche des Gewässers berücksichtigen, z.B. in Form eines Transektes.
- Zwei bis drei Teilproben sollten den unmittelbaren Uferbereich abdecken.
- Ist ein häufiger Substrattyp sowohl in Schnellen („riffles“) als auch in Stillen („pools“) verbreitet, sollten die Teilproben Schnellen und Stillen, in etwa gemäß der Häufigkeit des Substrattyps in diesen beiden Bereichen, berücksichtigen.
- Habitate bzw. Substrattypen mit einem Flächenanteil < 5% werden bei der quantitativen Beprobung des Gewässers zunächst nicht berücksichtigt; zur Erfassung weiterer Arten erfolgt hier später eine gesonderte Probenahme („21. Teilprobe“).

Die Beprobung erfolgt grundsätzlich entgegen der Fließrichtung beginnend am untersten Ende der Probestelle. Für die Entnahme einer Teilprobe wird eine Fläche von 0,25 m x 0,25 m (Rahmenmaße des zu verwendenden Keschers) bearbeitet; insgesamt wird also eine Fläche von 1,25 m² (20 x 625cm²) beprobt. Dabei wird der Kescher (Maschenweite 500 µm) senkrecht zum Gewässerboden aufgesetzt und das Substrat in Fließrichtung vor dem Kescher mit dem Fuß bis zu einer Tiefe von ca. 5 – 10 cm aufgewirbelt. Um driftende Organismen abzufangen, wird bei der Bearbeitung des Substrates der Kescher dicht genug an die Probefläche gehalten. In geringer Tiefe werden große Steine oder Totholz mit der Hand

abgewaschen oder ggf. abgebürstet. Nach jeder etwa 3. bis 5. Teilprobenahme sollte der Kescher ausgeleert und das Substrat in einen mit ca. 2 bis 3 Litern Wasser gefüllten 10 Liter Eimer überführt werden. Das Probenmaterial (ohne Wasser) sollte die Hälfte des Eimervolumens nicht überschreiten, andernfalls wird das Material auf entsprechend mehrere Eimer verteilt. Rollen einzelne große Steine aufgrund starker Strömung in den Kescher, können diese schon zwischen der Entnahme von zwei Teilproben aus dem Kescher genommen werden, nachdem die anheftenden Organismen gelöst und in den Kescher überführt wurden.

Nach der 20. Teilprobe befindet sich das gesamte Probenmaterial in einem bzw. mehreren Eimern.

Zur Erfassung weiterer Arten werden nun als 21. Teilprobe seltene Habitats beprobt (Markierung „x“ im Feldprotokoll). Dazu werden die entsprechenden Substrate wie die 20 Teilproben (à 25 x 25 cm) der Hauptprobenahme beprobt (z.B. Kicksampling, Absammeln und Abwaschen des Substrates). Es wird, wenn mehrere seltene Habitats vorhanden sind, jedes dieser Habitats beprobt und das Material vereinigt. Der n-te Anteil dieser vereinigten Probe wird als Unterprobe entnommen und als 21. Teilprobe weiterbehandelt. Wurden beispielsweise drei seltene Habitats beprobt, soll aus dem vereinigten Material der drei Teilproben (n=3) ein Drittel als Unterprobe entnommen werden. So wird erreicht, dass die resultierende 21. Teilprobe stets eine konstante Größe hat, die zudem der Fläche jeder anderen Teilprobe aus der Hauptaufsammlung entspricht. Die reine Sammelzeit soll hierbei 5 Minuten nicht überschreiten.

Ziel der Besammlung dieser seltenen Habitats ist, das vorhandene Wiederbesiedlungspotential im Hinblick auf sinnvolle und kosteneffiziente Maßnahmen zu erfassen. Des Weiteren finden sich hier oft die in nur geringen Individuenzahlen vorkommenden Arten, welche für den Artenschutz von Bedeutung sind.

Imagines können optional (z.B. zur Artdiagnose der Plecoptera) gesammelt bzw. gesichert werden. Diese zusätzlichen Taxa gehören jedoch nicht zur quantitativen Probe und sind in separaten Taxalisten anzugeben. Sie finden keine Berücksichtigung bei der Auswertung nach PERLODES.

Für die spätere Aufbereitung der Proben im Labor wird nun mit dem Material eines jeden Eimers wie folgt verfahren:

Zunächst werden einzelne große Steine oder große Äste herausgelesen und anheftende Organismen von diesen mit einer Pinzette, weichen Bürste oder mit der Hand abgelöst. Die Organismen werden wieder zurück in den Kescher gegeben, das abgesuchte Material kann verworfen werden. Anschließend ist in vielen Proben noch ein erheblicher Anteil an mineralischen Substraten enthalten. Mit Hilfe der Schlammtechnik wird dieser Anteil abgetrennt, um somit die spätere Sortierung der Probe zu vereinfachen. Hierzu ist wie folgt zu verfahren:

Der Eimer mit dem Probenmaterial wird bis zu ca. $\frac{3}{4}$ mit Wasser aufgefüllt und das Probenmaterial mit der Hand vorsichtig aufgeschwemmt. Das aufgewirbelte (organische) Material wird wieder zurück in den Kescher gegossen, der mit dem Ende des Netzbeutels im Gewässer liegt. Die mineralischen Substrate verbleiben auf dem Grund des Eimers. Der Vorgang des Waschens wird dann solange wiederholt, bis lediglich der mineralische Anteil im Eimer verbleibt. Dieser wird in einer Weißschale (Fotoschale) auf verbliebene Organismen (z.B. Köcherfliegen mit Gehäusen aus Steinchen, Schnecken oder Muscheln)

durchgeschaut. Diese Organismen werden zu der organischen Fraktion in den Kescher gegeben. Das nun organismenfreie mineralische Substrat wird verworfen.

Im nächsten Schritt wird nun das gesamte organische Material aus dem Kescher in eine Weißschale gegeben. Anheftende Organismen am Kescher können mit wenig Wasser in die Weißschale gespült werden, das Probenmaterial sollte annähernd mit Wasser bedeckt sein.

Anschließend wird das Material gesichtet und es werden nach den folgenden Kriterien einzelne Individuen (Einzelexemplare) aus der Probe entnommen:

1. Taxa, die aus artenschutzrechtlichen Gründen nicht getötet werden (z.B. Flusskrebs, Flussperlmuschel, Bachmuschel *Unio crassus*).
2. Taxa, deren Bestimmbarkeit nach Fixierung in Ethanol nicht mehr möglich ist (z.B. Strudelwürmer)
3. Empfindliche Taxa, die nach mechanischer Einwirkung nicht mehr hinreichend gut bestimmbar sind (z.B. z.B. Eintagsfliegenfamilie Ecdyonuridae).
4. Taxa, die nach erster Sichtung nur 1 bis 2 mal in der Probe enthalten sind.

Die Taxa der ersten Gruppe werden mit den in der operationellen Taxaliste (als download unter www.fliessgewaesserbewertung.de verfügbar) genannten Bestimmungshilfen im Gelände bestimmt, nach Möglichkeit photographisch dokumentiert und wieder ins Gewässer zurückgesetzt. Von Taxa der Gruppe 2 werden jeweils zwei bis drei Individuen im Gelände bestimmt und anschließend, getrennt von den Einzelexemplaren der Gruppen 3 und 4, in einem separaten Gefäß in 70%igem Ethanol fixiert. Zusätzlich wird von Taxa der Gruppe 2 deren absolute Anzahl geschätzt. Diese Ergebnisse (Taxa der Gruppe 1 und 2) werden auf dem Feldprotokoll „Multi-Habitat-Sampling“ (Abb. 1-8) unter „Notizen“ notiert.

Die entnommenen Tiere aus Gruppe 2 bis 4 dürfen insgesamt eine Anzahl von 30 nicht überschreiten. Für die Aussortierung der Einzelexemplare sollte ein zeitlicher Aufwand von 10 Minuten nicht überschritten werden.

Es ist darauf zu achten, dass nach Beendigung der Probenahme der Kescher gründlich gespült wird, um zu vermeiden, dass eventuell übersehene Tiere mit dem Kescher in die nächste Probe gelangen bzw. an der nächsten Probestelle freigesetzt werden.

Die weitergehende Reduktion des Probenmaterials im Gelände gliedert sich in zwei Schritte:

- Aufteilung des Probenmaterials in eine Grob- (≥ 2 mm) und eine Feinfraktion (< 2 mm). Die Feinfraktion wird verworfen.
- Abtrennung einer Teilmenge der Grobfraktion (optional).

Mit dem gesamten in der Weißschale befindlichen organischen Material wird nun die Trennung in eine Grob- und eine Feinfraktion vorgenommen. Hierzu wird das mit Wasser aufgeschwemmte Material in das in einer zweiten Weißschale stehende Sieb (Maschenweite 2mm) überführt und unter Zugabe von Wasser aufgeschwemmt und vorsichtig umgerührt. Das Sieb wird nun aus der Weißschale genommen, so dass das Wasser ablaufen kann. Die in der Weißschale zurückbleibende Feinfraktion wird verworfen. Der Vorgang des Spülens wird max. 5mal wiederholt, wobei beim letzten Durchgang darauf geachtet wird, dass das Material gleichmäßig im Sieb verteilt wird. Das Sieb wird anschließend in

die ansonsten leere Weißschale zurückgesetzt; es entspricht der Grobfraktion und wird wie folgt weiter bearbeitet:

Zunächst wird abgeschätzt, wie viele Organismen sich darin befinden. Ziel ist eine definierte Teilmenge mit mehr als 350 Tieren mitzunehmen. Unsicherheiten bei der Schätzung sollten dadurch ausgeglichen werden, dass großzügig geschätzt wird. Für das Erreichen der mindestens 350 Individuen sind nur drei alternative Möglichkeiten zulässig:

- Das gesamte Probenmaterial oder
- $\frac{1}{2}$ des Probenmaterials oder
- lediglich $\frac{1}{4}$ des Probenmaterials

wird zur weiteren Bearbeitung mit ins Labor genommen.

Wird nach der Sichtung des Materials entschieden, dass in der Hälfte (bzw. einem Viertel) des Materials ausreichend Tiere ($>> 350$) enthalten sind, kann wie folgt vorgegangen werden:

Die Markierungen in dem Sieb werden zur Orientierung verwendet, um möglichst exakt die Hälfte (bzw. ein Viertel) des Materials zu entnehmen. Der Anteil des entnommenen Materials ist unbedingt auf dem Probenetikett (siehe Abb. 1-10) und im Feldprotokoll „Multi-Habitat-Sampling“ (Abb. 1-8) unter „konservierter Anteil der Probe im Gelände“ zu vermerken!

Das entnommene Material wird nun konserviert. Das Probenmaterial wird über einen Trichter in möglichst weithalsige Kautex-Flaschen (Volumen 1-2 Liter) gefüllt und mit 96%igem Ethanol fixiert. Bei einem Volumen der Probenflasche von einem Liter, soll mindestens eine Menge von 500 ml Alkohol aufgefüllt werden. In der Regel kann das Probenmaterial in 1-2 Kautex-Flaschen untergebracht werden, nur in Ausnahmefällen werden mehr Gefäße benötigt.

Gewässername:.....		
ID_Gis:		
Gewässertyp:		
Probenahmedatum:		
Bearbeiter:		
Probengefäß: 1 von <input type="checkbox"/>		
Anteil der Gesamtprobe:		
$\frac{1}{1}$ <input type="checkbox"/>	$\frac{1}{2}$ <input type="checkbox"/>	$\frac{1}{4}$ <input type="checkbox"/>

Abb. 1-10: Beschriftung der konservierten Probe im Gelände.

Um eine hinreichend gute Konservierung der Probe zu gewährleisten, werden die Kautex-Flaschen bei warmer Witterung zunächst gekühlt aufbewahrt. Im Gelände sollte die Probe daher in einer Kühltasche transportiert werden. Ggf. muss nach 12-24 Stunden die gesamte Flüssigkeit der Probe vorsichtig durch ein Sieb ($500 \mu\text{m}$) abgossen und erneut mit Ethanol aufgefüllt werden. Im Sieb liegende Organismen werden zurück in das Probengefäß verbracht. Wichtig ist, dass bei jeder Alkoholzugabe, also auch schon im Gelände, mehr-

fach vorsichtig hin und her geschwenkt wird, damit sich der Alkohol gleichmäßig in der Flasche verteilen kann.

1.3.2 Laborarbeit

Zur quantitativen Aufarbeitung und Unterprobennahme im Labor werden zwei Ausleseschalen verwendet, die ineinander gestellt werden können. Die äußere Schale ist eine konventionelle Weißschale (ca. 30 x 50 cm). Bei der inneren Schale handelt es sich um ein modifiziertes Sieb (Unterproben-Sieb) mit einer Innenfläche von 30 x 36 cm und einer Maschenweite von 500 µm. Die Gaze des Siebes ist durch Linien in ein Raster von 30 Teilflächen á 6 x 6 cm unterteilt. Die Markierung der Linien muss auch auf der inneren Rahmenseite des Siebes zu sehen sein, wobei die einzelnen Felder am oberen Rahmen von 1 bis 5 und am seitlichen Rahmen von 1 bis 6 durchnummeriert sind. Somit bekommt jedes einzelne Feld des Unterproben-Siebes eine eindeutige Kennung über die Zuweisung zweier Ziffern. Diese Apparatur ermöglicht eine definierte Unterprobennahme.

Wurde die Probe in mehreren Gefäßen aufbewahrt, werden diese zusammen auf dem Unterproben-Sieb ausgebreitet und mit Wasser gespült. Befinden sich jetzt noch größere Substratteile wie Ästchen oder große Blätter auf dem Sieb, können diese mit der Hand abgewaschen und aus der Probe entfernt werden.

Anschließend wird das Unterproben-Sieb (samt Probe) in die äußere Schale gestellt und mit Wasser befüllt. Das Probenmaterial wird vorsichtig und gleichmäßig über das Sieb verteilt. Dabei ist darauf zu achten, dass auch die Ecken des Siebes mit Material gefüllt sind. Anschließend wird das Unterproben-Sieb wieder aus der äußeren Schale genommen, damit das Wasser ablaufen kann. Dann werden per Zufall 5 bzw. 10 oder 20 der 30 Teilflächen (entsprechend 1/6 der Gesamtprobe) ermittelt, aus denen die Unterprobe entnommen werden soll.

Wurde im Gelände lediglich ein bestimmter Anteil ($\frac{1}{2}$ oder $\frac{1}{4}$) der Grobfraction mit ins Labor genommen, wird eine Entnahme der Unterprobe wie oben beschrieben durchgeführt, jedoch ändert sich der Anteil des Materials, welcher vom Unterproben-Sieb entnommen wird (siehe nachstehende Tabelle). Ein Kriterium für die Unterprobe ist, dass mindestens 1/6 der Gesamtprobe bearbeitet wird! Um auf 1/6 der Gesamtprobe zu kommen, wird bei vorausgehender Reduktion des Materials im Gelände um die Hälfte, auf einen zu entnehmenden Anteil von 2/6 (10 von 30 Teilflächen) erhöht. Analog wird, wenn lediglich $\frac{1}{4}$ des Materials mit ins Labor genommen wurde, der zu entnehmende Anteil auf 4/6 (20 von 30 Teilflächen) erhöht. In Bezug auf die Gesamtprobe bleibt damit der mindestens zu bearbeitende Anteil stets gleich hoch (1/6).

Tab. 1-3: Mindestzahl der zu bearbeitenden Unterproben mit quantitativer Auszählung der Makrozoobenthosorganismen

Anteil der Grobfractionsprobe, die mit ins Labor genommen wurde:	Mindestgröße des Anteils, welcher für die Bearbeitung vom Unterproben-Sieb entnommen wird:
1/1	1/6 (= 5 von 30 Teilflächen)
1/2	2/6 (= 10 von 30 Teilflächen)
1/4	4/6 (= 20 von 30 Teilflächen)

Mit Hilfe eines Ausstechrahmens (Innenfläche: 6 x 6 cm) und eines Löffels wird das Material der Teilflächen entnommen und in eine Weißschale überführt.

Nach Entnahme der Teilflächen (1/6 der Gesamtprobe) verbleibt das restliche Material so lange auf dem Sieb, bis nach der weiteren Bearbeitung der Unterprobe die Anzahl der darin enthaltenen Organismen bestimmt ist. Der Grund dafür ist, dass die Unterprobe die folgenden zwei Kriterien gleichzeitig erfüllen muss:

Das entnommene Material entspricht mindestens 1/6 der Gesamtprobe und umfasst mindestens 350 Tiere. Wird diese Anzahl der Tiere nicht erreicht, muss der Inhalt weiterer Teilflächen entnommen werden, solange, bis auch die Mindestindividuenzahl erreicht wird.

Während der weiteren Bearbeitung der Unterprobe ist darauf zu achten, dass das restliche Material im Sieb nicht austrocknet. Durch Abdecken (z. B. mit Alufolie) oder durch vorsichtiges Befeuchten mit Wasser aus einer Spritzflasche kann dieses verhindert werden.

Die Unterprobe wird nun portionsweise in eine Sortierschale (kleine Weißschale) überführt, mit Wasser überschichtet und gleichmäßig verteilt. Dabei darf das Probenmaterial den Boden der Sortierschale max. zur Hälfte bedecken, um das Erkennen von kleinen und dunklen Organismen zu unterstützen. Dies gilt insbesondere für feinmaterialreiche Proben sowie Proben mit einem hohen Anteil organischen Materials (CPOM, FPOM).

Im Material befindliche Organismen werden vollständig heraussortiert und nach taxonomischen Einheiten getrennt (z.B. Schnecken und Muscheln (Mollusca), Krebse (Crustacea), Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Köcherfliegen (Trichoptera) ...) in 70 % igem Ethanol aufbewahrt oder unmittelbar bestimmt. Bei der Auslese wird auch die Anzahl der insgesamt herausgelesenen Organismen ermittelt. Am einfachsten kann dies während der Auslese mit einem Handzähler ermittelt werden. Folgendes Material wird hierbei jedoch nicht mitgezählt: Imagines (terrestrische Stadien), Exuvien, leere Muscheln und Schneckengehäuse oder Individuen, die durch starke mechanische Beschädigung nicht mehr bestimmbar sind. Köcher der Köcherfliegenlarven werden nur dann gezählt, wenn die Larven in den Köchern erkennbar vorhanden sind. Tiere im Puppenstadium werden ebenfalls nicht mitgezählt. Einzige Ausnahme bilden hier die Puppen der Lidmücken (Blephariceridae) und der Kriebelmücken (Simuliidae).

Liegt die Anzahl der Organismen der ausgelesenen Unterprobe (1/6 der Gesamtprobe) über 350, ist die Unterprobenahme abgeschlossen. Ist die Anzahl der ausgelesenen Organismen jedoch kleiner als 350, wird per Zufall eine weitere Teilfläche ermittelt und die Organismen dieser ebenfalls vollständig ausgelesen. Dieser Vorgang wird so lange wiederholt, bis eine Anzahl von mindestens 350 ausgelesenen Individuen erreicht wird. Es ist zu beachten, dass jede weitere angefangene Teilfläche komplett sortiert wird, auch dann, wenn schon zu Beginn der Bearbeitung die Zahl 350 erreicht wird!

Die Erhöhung des Anteils des Probenmaterials, das unterbeprobte wird, geschieht unabhängig davon, ob bereits im Gelände eine Reduktion des Materials durchgeführt wurde.

Der letztlich ausgelesene Anteil der Unterprobe (z.B. 8 von 30 Teilflächen) wird für die spätere Auswertung der Daten im Laborprotokoll notiert.

Das Mindestbestimmbarkeitsniveau der Organismen aus der Unterprobe entspricht weitgehend den festgelegten Kriterien der operationellen Taxaliste (download unter www.fliessgewaesserbewertung.de). Eine weitergehende Bestimmung anderer taxonomi-

schen Gruppen ist wünschenswert. Für die Bestimmung sollen die in der operationellen Taxaliste angegebenen Werke und ggf. ergänzende Literatur verwendet werden.

Das Anfertigen einer Belegsammlung ist erforderlich. Diese ist getrennt nach den einzelnen Untersuchungsbereichen anzulegen; bei häufig vorkommenden Arten reichen jeweils 3-5 Exemplare. Die Beschriftung der dicht schließenden Aufbewahrungsgläschen erfolgt entsprechend der Abb. 1-7.

Einige Gruppen z.B. Gammaridae oder Simuliidae können in hohen Abundanzen in der Probe vertreten sein. Gleichzeitig bestehen diese Gruppen (zumeist) aus nur wenigen Taxa. Bei der Bestimmung kann daher folgende Vereinfachung vorgenommen werden, die den zeitlichen Aufwand der Bearbeitung reduziert: Es wird eine Anzahl von 50 Tieren ausgewählt und bestimmt, wobei die Auswahl zufällig erfolgt. Die restlichen Tiere werden gezählt und anteilmäßig den bestimmten Taxa zugeordnet.

Für die Gruppe der Chironomidae kann eine solche Vereinfachung ebenfalls vorgenommen werden. Allerdings wird hier eine Anzahl von 100 Individuen zufällig entnommen und bestimmt (i.d.R. nur bis zur Unterfamilie). Auch hier werden die restlichen Individuen den Bestimmungsergebnissen anteilmäßig zugeordnet.

Zur späteren Auswertung nach PERLODES werden die Individuenzahlen der ausgelesenen und bestimmten Taxa der Unterprobe auf die quantitative Gesamtprobe hochgerechnet. Betrag der Anteil der ausgelesenen Unterprobe z.B. 1/6 der Gesamtprobe (fünf entnommene Teilflächen des Unterprobensiebs), so werden die Individuenzahlen jedes Taxons entsprechend mit sechs multipliziert. Erst jetzt werden die Bestimmungsergebnisse der im Freiland separat entnommenen Einzelexemplare aufaddiert.

Wurde das Probenmaterial bereits im Gelände reduziert erfolgt die Hochrechnung analog zum unten stehenden Beispiel:

1. Anteil, der nach der Reduktion im Gelände ins Labor verbracht wurde: 1/4
2. Daraus resultierender, zu bearbeitender Anteil für die Unterprobe: 4/6 (20 von 30 Teilflächen)
3. Anzahl zusätzlich entnommener Teilflächen (bei Nicht-Erreichen von 350 Organismen): 4 von 30 Teilflächen

Gemäß obigem Beispiel würde sich die folgende Berechnung anschließen:

Insgesamt entnommener Anteil vom Unterproben-Sieb $20/30 + 4/30 = 24/30$; dieser Anteil wird mit dem Faktor unter 1) multipliziert. Hier: $24/30 * 1/4 = 1/5$. Um auf die Individuenzahl der Gesamtprobe zu schließen, werden anschließend die ausgelesenen und bestimmten Tiere mit dem reziproken Wert des berechneten Faktors (in diesem Beispiel „5“) multipliziert. Auch hier werden erst final die Einzelexemplare hinzugezählt.

1.3.3 Alternatives Lebendsortierverfahren im Freiland

Neben der Laborsortierung, welche aus Gründen der Qualitätssicherung bei externer Auftragsvergabe derzeit in Hessen favorisiert wird, wurde insbesondere auf Anregung der Bundesländer, welche überwiegend durch eigenes Fachpersonal die Untersuchungen durchführen, als Alternative zur Laborsortierung die Lebendsortierung der Organismen bereits am Gewässer beschrieben:

1. Analog zu der Laborvorschrift ist, falls die Probe ebenfalls über ein 2 mm Sieb gesiebt wurde, bei der Ermittlung der Häufigkeit ein Minimum von 350 Individuen zu erreichen

(sofern in der Gesamtprobe vorhanden); ohne Siebung wird ein Minimum von 700 Tieren empfohlen.

2. Die aus 21 Teilproben bestehende Gesamtprobe wird durch vorsichtiges Rühren bzw. Schwenken homogenisiert und je nach Volumen in eine oder mehrere präparierte Weißschalen gegeben. Wurde bereits bei der Probenahme das Material auf mehrere Weißschalen verteilt, entfällt dieser Schritt.

3. Wenn die Probe sehr viele Individuen und sehr viel Material enthält (z.B. im Fall organischer Bäche), erfolgt auch hier zunächst eine Unterprobenahme. Um die Unterprobenahme möglichst einfach zu gestalten, stehen auch hier lediglich die Abstufungen 1/2 oder 1/4 zur Auswahl. Hierfür muss die Anzahl der in der Gesamtprobe insgesamt enthaltenen Tiere zunächst grob abgeschätzt werden. Da ein so exaktes Abschätzen der Individuenanzahl im Gelände meist nicht möglich ist, wird bei Bearbeitung einer Unterprobe der „Rest“ der Gesamtprobe für eine eventuelle Weiterbearbeitung im Gelände zunächst aufbewahrt.

4. Das Probenmaterial wird in der Weißschale mit wenig Wasser gleichmäßig verteilt. Soll 1/2 als Unterprobe entnommen werden, wird das Probenmaterial bei der Hälfte (=„1/2“-Markierung auf dem Schalenboden) vorsichtig senkrecht mit einem Schaber geteilt. Soll nur 1/4 als Unterprobe entnommen werden, wird die Unterprobe bei der „1/4“-Markierung geteilt. Der abgetrennte Anteil wird in eine neue Weißschale überführt. Liegt die Gesamtprobe auf mehrere Weißschalen verteilt vor, so wird mit jeder einzelnen in derselben Weise verfahren.

5. Sollte sich im Laufe der Bearbeitung herausstellen, dass die bearbeitete Teilprobe (1/4 bzw. 1/2) weniger als 350 bzw. 700 Tiere enthält, so muss entweder das gesamte Probenmaterial bearbeitet werden oder der Teilprobenanteil durch erneutes Teilen der Restprobe entsprechend von 1/4 auf 1/2 erhöht werden.

Die Gesamtprobe oder die Unterprobe (1/2 bzw. 1/4) liegt nun in einer oder mehreren Weißschalen vor. Im Protokollbogen (Abb. 1-8) ist zunächst einzutragen, welcher Anteil der Gesamtprobe bearbeitet wird (1/1, 1/2 oder 1/4).

Das auszusortierende Probenmaterial wird nun in Weißschale(n) durchgesehen. Die gezählten und geschätzten Individuenzahlen der im Freiland unterscheidbaren Taxa werden in die entsprechende Spalte des Protokollbogens Freilandsortierung ((Abb. 1-11) eingetragen.

Es werden nach eingehender Sichtung des Probenmaterials immer klassierte Individuenzahlen sämtlicher im Gelände klar unterscheidbarer Taxa, bezogen auf die Gesamtprobe, ausgezählt oder geschätzt. Auch die Individuenzahlen von Unterproben (1/2 oder 1/4) werden hierbei jeweils auf die Gesamtprobe bezogen.

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:

Tab. 1-4: Häufigkeit der Makrozoobenthosarten und zu notierende Individuenzahlen bei der Freilandsortierung

Geschätzte Häufigkeit	Geschätzte Individuenzahl in der Gesamtprobe	Zu notierende Ind./m ² bzw. Schätzzahl Ind./m ²
1 - Einzelfund	1, 2	1, 2
2 - wenig	3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10	3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10
3 – wenig - mittel	11 - 30	20
4 - mittel	31 - 100	65
5 – mittel bis viel	101 - 300	200
6 - viel	301 – 1.000	650
7 - massenhaft	1.001 – 3.000 3.001 – 10.000 > 10.000	2.000 6.500 15.000

Sind also einzelne (1-10) Individuen eines Taxon in einer Weißschale vorhanden, wird die genaue Anzahl notiert. Bei größeren Individuenzahlen werden jeweils die Häufigkeitsklasse und die geschätzte klassierte Individuenzahl angegeben, die sich am Mittelwert der in der DIN (38410) angegebenen Individuenzahlen für die Abundanzklassen 3-6 orientiert. Für sehr hohe Individuenzahlen gibt es drei abgestufte Schätzzahlen.

Von jedem Taxon, das in das Protokoll Freilandsortierung eingetragen wurde (Abb. 1-11), werden der Probe Individuen entnommen.

- Nach der Handlungsanweisung für das AQEM-Lebensortierverfahren werden 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 Abbildung 1-11 empfohlene Mindestanzahl von Individuen entnommen. Ausnahmen bilden die Gruppen, die mehrere vor Ort nicht unterscheidbare Taxa in sich vereinen wie z.B. Baetidae, Caenidae, Nemouridae/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.

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, Bundesarten-

schutzverordnung) untersagt ist (z.B. Odonata und Großmuscheln) - (optional sollen sie fotografiert werden).

- 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 dann ausschließlich auf die Anzahl der nicht juvenilen Individuen hochgerechnet. Von den juvenilen werden nur Belegtiere mitgenommen.

Taxaliste			Datum			Bearbeiter		
Taxon	Schätz- zahl [Ind./m²]	Mindest- zahl (in R-OH)	Taxon	Schätz- zahl [Ind./m²]	Mindest- zahl (in R-OH)	Taxon	Schätz- zahl [Ind./m²]	Mindest- zahl (in R-OH)
GASTROPODA			PLECOPTERA			TRICHOPTERA (Forts.)		
Ancylus sp. / Acroloxus sp. / Ferrissia sp. / Bithynia sp.		10	Perlodidae Gen. sp.		10	Psychomyidae Gen. sp.		10
Hydrobiidae Gen. sp.		5	Perlidae Gen. sp.		10	Ecnomus sp.		10
Lymnaeidae Gen. sp.		5	Chloroperlidae Gen. sp.		20	Polycentropodidae Gen. sp.		10
Radix sp.		20	Taeniopterygidae Gen. sp.		30	Hydropsychidae Gen. sp.		20
Physidae Gen. sp.		10	Nemouridae Gen. sp.		20	Phryganeidae Gen. sp.		10
Planorbidae Gen. sp.		10	Capnidae/Leuctridae Gen. sp.		30	Brachycentrus sp.		10
Valvata sp.		10	COLEOPTERA			Micrasema sp.		10
BIVALVIA			Coleoptera Gen. sp. (Ad.) (übrige)		10	Crunoecia sp. (übrige)		10
Pisidium sp.		30	Coleoptera Gen. sp. (Lv.) (übrige)		10	Limnephilidae Gen. sp.		10
Sphaerium sp.		30	Gyrinidae Gen. sp. (Ad.)		10	Drusinae Gen. sp.		10
OLIGOCHAETA			Halipus sp. (Ad.)		30	Limnephilini Gen. sp.		10
Oligochaeta Gen. sp.		50	Noteridae Gen. sp. (Ad.)		5	Chaetopterygini / Stenophylacini		10
Eiseniella/Criodrilus		5	Dytiscidae Gen. sp. (Ad.) (übrige)		5	Goeridae Gen. sp.		10
HIRUDINEA			Laccophilus sp. (Ad.)		10	Leptoceridae Gen. sp.		10
Hirudinea Gen. sp. (übrige)		5	Rhantus sp. (Ad.)		10	Adicella sp.		10
Glossiphoniidae Gen. sp. (übrige)		5	Helophorus sp. (Ad.)		10	Athripsodes sp.		10
Alboglossiphonia sp.		5	Hydrophilidae Gen. sp. (Ad.)		10	Ceraclea sp.		10
Glossiphonia sp.		5	Hydraena sp. (Ad.) (übrige)		30	Mystacides sp.		10
Theromyzon sp.		5	Limnebius sp. (Ad.)		10	Oecetis sp.		10
Erpobdellidae Gen. sp.		5	Ochthebius sp. (Ad.)		10	Molanna sp.		10
AMPHIPODA			Scirtidae Gen. Sp. (Lv.)		10	Sericostomatidae Gen. sp.		10
Amphipoda Gen. sp.		50	Dryopidae Gen. sp. (Lv.)		20	Beraeidae Gen. sp.		10
ISOPODA			Elmis sp. (Ad.)		30	DIPTERA		
Isopoda Gen. sp.		10	Esolus sp. / Normandia sp. / Oulimnius sp. / Riolus sp. (Ad.)		30	Diptera Gen. sp. (übrige)		5
EPHEMEROPTERA			Limnius sp. (Ad.)		10	Athericidae Gen. sp.		5
Siphonurus sp.		10	Stenelmis sp. (Ad.)		6	Blephariceridae Gen. sp.		5
Ameletidae Gen. sp.		10	TRICHOPTERA			Ceratopogonidae Gen. sp.		5
Baetidae Gen. sp.		50	Rhyacophila sensu stricto		10	Chironomidae Gen. sp.		30
Heptageniidae Gen. sp. (übrige)		20	Rhyacophila (Hyperhyacophila) sp.		10	Cylindrotomidae Gen. sp.		5
Ecdyonurus sp.		20	Rhyacophila (Hyporhyacophila) sp.		10	Dixidae Gen. sp.		5
Rhithrogena sp.		20	Rhyacophila sp.		10	Dolichopodidae Gen. sp. / Chrysopilus sp.		5
Leptophlebiidae Gen. sp.		30	Glossosomatidae Gen. sp. (übrige)		10	Empididae Gen. sp.		5
Ephemerellidae Gen. sp.		20	Agapetus sp.		10	Limoniidae Gen. sp. / Pediciidae Gen. sp.		5
Caenidae Gen. sp.		10	Glossosoma sp.		10	Psychodidae Gen. sp.		5
MEGALOPTERA			Synagapetus sp.		10	Simuliidae Gen. sp.		30
Sialis sp.		10	Hydroptilidae Gen. sp.		10	Stratiomyidae Gen. sp.		5
			Philopotamidae Gen. sp.		10	Tabanidae Gen. sp.		5
						Tipulidae Gen. sp.		5

Abb. 1-11: Feldprotokoll zur Lebensortierung und Anzahl der mindestens zu entnehmenden Individuen pro Taxon im Gelände

1.4 Fische

Zunächst wird eine Kartierung aller vorkommenden Habitate im Untersuchungsbereich durchgeführt. Bei watender Befischung in den epi- bis metarhitrallen Abschnitten beträgt die Mindestlänge eines homogenen Abschnitts 300 m, bei einer Befischung in hyporhitrallen und potamalen Abschnitten sind mindestens 500 m homogene Fließlänge zu befischen. Die Ergebnisse der Kartierung sind im Feldprotokoll festzuhalten (ähnlich Abb. 1-1 bis 1-3 und Abb. 1-12).

Die sachgerechte Klassifizierung des ökologischen Zustands eines Fließgewässers erfordert eine möglichst vollständige und repräsentative Erfassung des Fischbestandes. Somit sind ausschließlich quantitative Befischungen durchzuführen. Die Gesamtzahl aller nachgewiesenen Fische sollte mindestens das Dreifache der Artenzahl des Referenzzustandes betragen.

In der Regel wird der Fischbestand durch Elektrobefischungen mit Gleichstromgeräten erfolgen: Die Befischung ist jeweils entgegen der Fließrichtung vorzunehmen. Im Feldprotokoll (Abb. 1-12) erfolgt die Protokollierung der Fangergebnisse jeweils gesondert pro 100 m Befischungsstrecke. Neben der Zahl der gefangenen Fische je Art ist hier zusätzlich die Zahl der 0+ Individuen sowie die jeweilige Fischlänge (Schätzungen in 1 cm Schritten) zu dokumentieren.

Befischung bei durchwatbaren Gewässern

Die Befischung wird immer auf der kompletten Gewässerbreite durchgeführt und erfolgt grundsätzlich entgegen der Fließrichtung beginnend am untersten Ende des Untersuchungsabschnitts. Alle vorhandenen Habitate müssen repräsentativ befischt werden.

Ab einer Gewässerbreite oberhalb 5 m sind mindestens 2 E-Geräte einzusetzen, ab 10 m Gewässerbreite mindestens 3 E-Geräte.

Befischung bei nicht durchwatbaren Gewässern

In nicht durchwatbaren Gewässern müssen die Befischungen weitestgehend vom Boot aus erfolgen. Nach Möglichkeit erfolgt auch hier eine Erfassung der Fischfauna über die gesamte Gewässerbreite; andernfalls entlang beider Ufer und im Hauptgerinne. Bei entsprechender Uferausprägung kann die Uferbefischung auch watend erfolgen.

Die Fahrt wird mit sehr langsamer Geschwindigkeit durchgeführt, alle vorhandenen Habitate müssen repräsentativ befischt werden. Um eine Doppelterfassung zu vermeiden, werden die Fische während der Befischung dem Gewässer entnommen und in einem belüfteten Behälter zwischengehalten. Erst nach der Protokollierung aller Fangergebnisse werden sie wieder zurückgesetzt.

Erfassung der Fischfauna - Fangliste													
ID-Gis					Datum				Bearbeiter				
befischte 100m- Strecke													
0 - 100 m stromauf			100-200 m stromauf			200-300 m stromauf			300-400m stromauf		400-500m stromauf		
Länge (TL) [cm]	Fischart												
	1												
2													
3													
4													
5													
6													
7													
8													
9													
10													
11													
12													
13													
14													
15													
16													
17													
18													
19													
20													
21													
22													
23													
24													
25													
26													
27													
28													
29													
30													
31													
32													
33													
34													
35													
36													
37													
38													
39													
40													
40 - 45													
45 - 50													
> 50													
Anzahl gesamt													
davon 0+ Stadium													

Abb. 1-12: Feldprotokoll Seite 4: Erfassung der Fischfauna

2 Multimetrische Bewertung anhand der biologischen Qualitätskomponenten

Alle Bewertungsverfahren sind modular aufgebaut und basieren jeweils auf einem multimetrischen Ansatz. Dieser kombiniert die Ergebnisse verschiedener Einzelindizes (z.B. Artenvielfalt wichtiger taxonomischer Gruppen, Individuenanteile an verschiedenen Gilden etc.) zu einem Ergebnis. Durch die Verrechnung mehrerer biozönotischer Kenngrößen miteinander erhält man ein vollständigeres Bild über den ökologischen Zustand eines Gewässerabschnitts als dies mit einem einzelnen Parameter (z.B. Saprobienindex) möglich wäre. Ein multimetrischer Index ist in der Lage, die Aussagen der enthaltenen Einzelindizes, die sich beispielsweise auf Populations- oder Individuenebene beziehen können, zu integrieren. Die verschiedenen Einzelmetrics lassen zudem die von der Wasserrahmenrichtlinie geforderten Aussagen über die „Zusammensetzung und Abundanz der Taxa“, den „Anteil störungsempfindlicher und robuster Taxa“ sowie den „Grad der Vielfalt“ innerhalb einer Biozönose zu und geben so Hinweise auf die möglichen Auswirkungen verschiedener Stressoren.

Die Ergebnisse der Einzelindizes einer biologischen Qualitätskomponente werden zu einem Multimetrischen Index verrechnet und dieser wird dann in einer ökologischen Zustandsklasse zusammengefasst.

Die abschließende Klassifizierung des ökologischen Zustands auf der Ebene mehrerer biologischer Qualitätskomponenten erfolgt nach dem Grundsatz „Kriterium für eine Qualitätskomponente verfehlt – alle verfehlt“; d.h. es wird jeweils das schlechteste Ergebnis zu Grunde gelegt.

2.1 Phytoplankton

Das Bewertungsverfahren zur Bewertung des Phytoplanktons in planktonreichen Fließgewässern wurde im Auftrag der LAWA von dem Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei (IGB Berlin) entwickelt. Im Jahr 2005 fand ein erster bundesweiter Praxistest zur Erfassung und Bewertung des ökologischen Zustands anhand des Phytoplanktons statt.

In Hessen wurden für den Praxistest an 2 Messstellen von April bis Oktober 2005 Proben genommen:

- Lahn bei Oberbiel (im Unterwasser der Staustufe)
- Fulda bei Kassel (im Unterwasser der Staustufe Wahnhausen)

Unter Berücksichtigung von verschiedenen Einzelmetrics erfolgt durch Mittelwertbildung die Ermittlung der ökologischen Zustandsklasse im Wesentlichen anhand der sich abbildenden trophischen Situation (Prädegradationsindex, Einstufung aufgrund der Anteile einzelner Algengruppen und Trophie-Index).

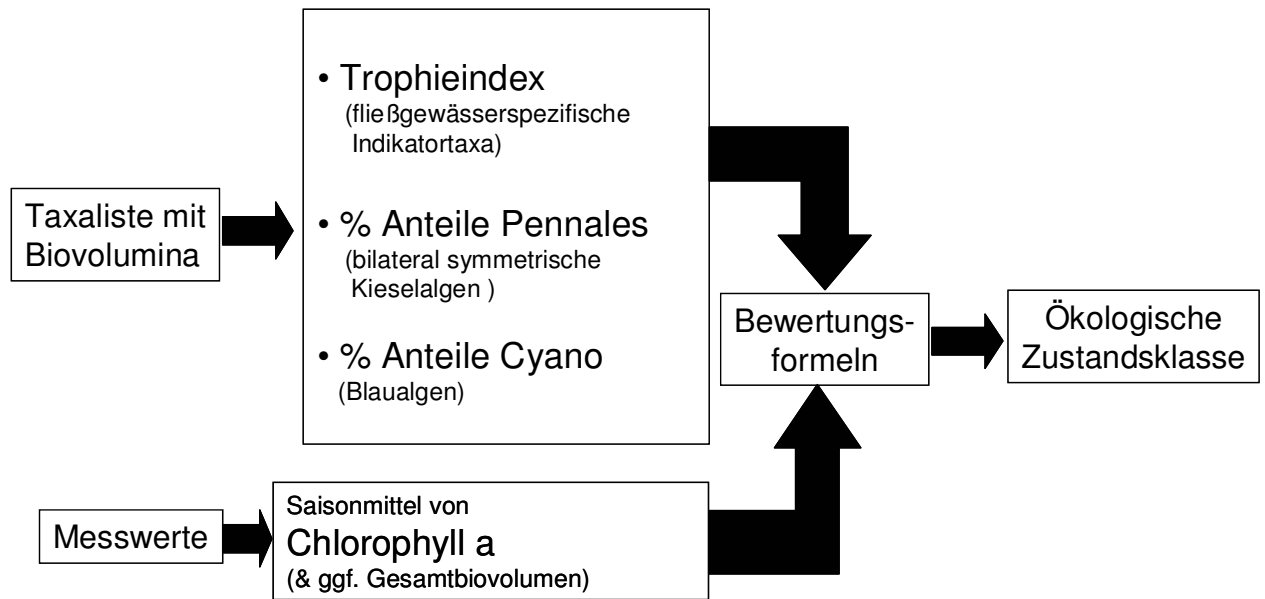


Abb. 2-1: Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand des Phytoplanktons (Beispiel Mittelgebirgsfluss – Typ 9.2)

Tab. 2-1: Indexgrenzen für die Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand des Phytoplanktons

I Prädegradationsindex			
<ul style="list-style-type: none"> Saisonmittelwert der Chlorophyll a – Konzentration (unkorrigiert) [$\mu\text{g/l}$] 			
Prädegradationswert	Typ 9.2	Typ 10.2*	*Typ 10.2 = Fließgewässertyp 10 mit kleiner Abflusspende < 10 l/s/km ² (Main bei Bischoffsheim)
1	< 20	< 30	
2	20 – 33	31 – 52	
3	34 – 55	53 – 90	
4	56 – 90	91 – 155	
5	> 90	> 155	
II % Anteile der Pennales/Cyanobakterien/Chlorophyceen am Gesamtbiovolumen (Saisonmittelwerte)			
Bewertung	Typ 9.2		Typ 10.2*
	Pennales	Cyano	Chloro
1	≥ 30	*	**
2	15 – 29,9	*	**
3	< 15	*	**
4	n.d.	> 10 - 20	5,1 - 15
5	n.d.	> 20	> 15
<p>* wenn der Anteil der Cyanobakterien am Gesamtbiovolumen beim Typ 9.2 \leq 10 % ist, erfolgt hier die Bewertung gemäß dem Prädegradationsindex</p> <p>** wenn der Anteil der Chlorophyceen am Gesamtbiovolumen beim Typ 10.2 < 5 % ist, erfolgt hier die Bewertung gemäß dem Prädegradationsindex</p>			
III Trophieindex			
$TIP = \frac{\sum_{i=1}^n TW_i \cdot G_i \cdot DW_i}{\sum_{i=1}^n G_i \cdot DW_i}$		TIP = Trophie-Index - Phytoplankton TW _i = Trophiewert der Art i - typspezifisch G _i = Indikationsgewicht der Art i - typspezifisch DW _i = Dominanz der Art i im Saisonmittel in %	

Trophischer Index - TI	
Ø I - III	
ökologischer Zustand	Trophischer Index - TI
1	< 1,5
2	1,5 – < 2,5
3	2,5 – < 3,5
4	3,5 – < 4,5
5	4,5 – 5

2.2 Phytobenthos und Makrophyten

Die biologische Qualitätskomponente Makrophyten & Phytobenthos wird in drei Teilmodule unterteilt, Makrophyten (Gefäßpflanzen, Armleuchteralgen und Moose), benthische Kieselalgen (Diatomeen) und restliches Phytobenthos (ohne Kieselalgen und ohne Armleuchteralgen).

Die WRRL sieht die gesamte Organismengruppe Makrophyten und Phytobenthos als eine biologische Qualitätskomponente zur Bewertung des Gewässerzustands vor. Dies setzt auch die korrekte Bestimmung der organismengruppen-abhängigen biozönotischen Ausprägung voraus. In Einzelfällen kann es dabei zu Abweichungen von der bundesweiten Typenkarte kommen. Beispielsweise kann eine Untersuchungsstelle in einem von silikatischem Gestein geprägten Gebiet liegen, ist aber aufgrund des Einflusses von karbonatischem Wasser einem karbonatischem Makrophytentyp zuzuordnen.

Für das **Modul Makrophyten** wurden für jede Makrophyten-Typausprägung Artenlisten erstellt: Liste A enthält die Arten die hauptsächlich an den Probestellen mit Referenzbedingungen des jeweiligen Typs vorkommen. Liste B beinhaltet bezüglich der Autökologie indifferente Arten bzw. Arten, die in dem jeweiligen Typ eine mittlere Belastung indizieren. In Liste C werden typspezifische Störzeiger geführt. Die Liste V enthält Versauerungsanzeiger (ausschließlich Moose).

Die bei einer Kartierung ermittelten nominal skalierten Werte der jeweiligen Pflanzenmenge (Häufigkeitsskala nach Kohler 1978, siehe Abb. 1-5) werden zunächst durch die dreifache Potenz in metrische Quantitätsstufen umgewandelt.

Um eine gesicherte Bewertung zu erhalten, muss

- die Gesamtquantität aller vorkommenden submersen Arten mindestens 26 betragen und zugleich
- der Anteil der eingestuften Arten über 75 % liegen

Mit den Ergebnissen wird ein Referenzindexwert ermittelt. Zur Berechnung werden ausschließlich die submersen Arten an der Probenstelle herangezogen, helophytisch wachsende Arten („Sumpfpflanzen“) werden im Mittelgebirge nicht berücksichtigt.

In grobmaterialreichen silikatisch geprägten Mittelgebirgsbächen fehlen natürlicherweise meist makrophytische Gefäßpflanzen, hingegen können die Moose dort oft eine besonders wichtige Rolle übernehmen. Als zusätzliche Degradationsart wird in diesem Gewässertyp (MRS) die möglicherweise auftretende Versauerung nach einer modifizierten Formel mit berücksichtigt.

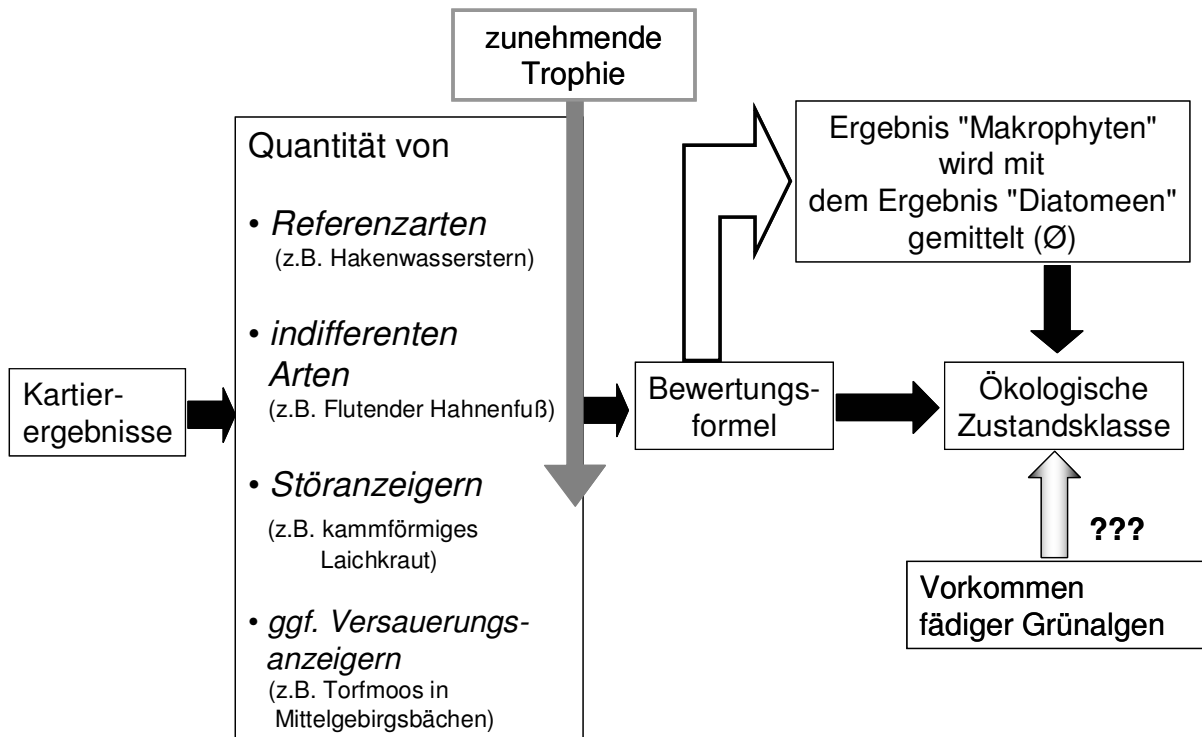


Abb. 2-2: Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand der Makrophyten

Wurden in einem Gewässer sowohl die Makrophyten als auch die Kieselalgen erfasst, so erfolgt die Einstufung in eine ökologische Zustandsklasse unter gleichwertiger Berücksichtigung der beiden Einzelergebnisse (siehe Tab. 2-6).

Die in diesem Schema aufgeführten fädigen Grünalgen werden derzeit im Teilmodul „restliches Phytobenthos“ berücksichtigt.

Referenzindex Makrophyten

$$RI = \frac{\sum_{i=1}^{n_A} Q_{Ai} - \sum_{i=1}^{n_C} Q_{Ci}}{\sum_{i=1}^{n_g} Q_{gi}} * 100$$

Berechnung des Referenzindex einschließlich des Moosaspekts in silikatisch geprägten Mittelgebirgsbächen (MRS):

$$RI = \frac{\sum_{i=1}^{n_A} Q_{Ai} + \sum_{i=1}^{n_V} Q_{Vi} - \sum_{i=1}^{n_C} Q_{Ci}}{\sum_{i=1}^{n_g} Q_{gi}} * 100$$

Pflanzenmenge (nach Kohler)³ = Quantität

RI = Referenzindex

Q_{Ai} = Quantität des i-ten Taxons aus Gruppe A

Q_{Ci} = Quantität des i-ten Taxons aus Gruppe C

Q_{gi} = Quantität des i-ten Taxons aller Gruppen

n_A = Gesamtzahl der Taxa aus Gruppe A

n_C = Gesamtzahl der Taxa aus Gruppe C

n_g = Gesamtzahl der Taxa aller Gruppen

Q_{Vi} = Quantität des i-ten Taxons aus Gruppe V

N_V = Gesamtzahl der Taxa aus Gruppe V

Modul Mindestartenzahl (führt beim Typ MP und MPG ggf. zur Abstufung)

Wenn **weniger als vier submers vorkommende Taxa** kartiert wurden und der **RI > -70** ist, verringert sich der RI um 30.

Modul Versauerung (zeigt beim Typ MRS ggf. Handlungsbedarf an)

Eine Versauerung liegt vor, wenn die Moosvegetation zu **100 % der Artengruppe V** zuzuordnen ist.

Tab. 2-2: Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Makrophyten (Referenzindex RI) (für den Typ Mg ist derzeit keine Bewertung möglich)

	RI - MRS	RI - MRK	RI - MP	RI - MP(G)
1	100 bis 50	100 bis 18	100 bis 50	100 bis 70
2	< 50 bis >0	< 18 bis 0	< 50 bis -30	< 70 bis 0
3	0 bis - 50	< 0 bis - 60	< -30 bis - 80	< 0 bis - 50
4	< - 50	< - 60	< - 80	< - 50
Herabstufung	Versauerung		Mindestartenzahl	Mindestartenzahl

Für die **benthischen Diatomeen** werden die Abundanzen der allgemeinen und typspezifischen Referenzarten aufsummiert und – mit Ausnahme der Typausprägung D10.2 - der Trophieindex nach Rott et al. (1999) ermittelt.

Die beiden Werte werden mit einer einfachen Mittelwertbildung zum Diatomeenindex Fließgewässer DI_{FG} verrechnet.

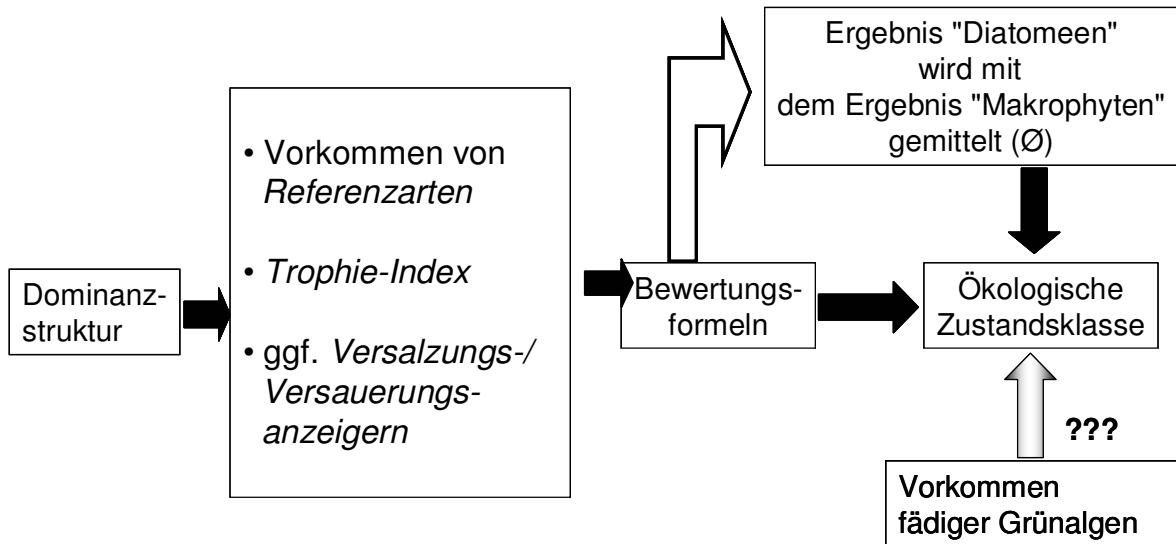


Abb. 2-3: Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand der Diatomeen (und Makrophyten)

Tab. 2-3: Indexgrenzen für die Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Diatomeen

Abundanzsumme Referenzarten																																											
<ul style="list-style-type: none"> • prozentuale Summenhäufigkeiten der „Allgemeinen Referenzarten“ • prozentuale Summenhäufigkeiten der „Typspezifischen Referenzarten“ (überschreitet der Anteil 40 %, wird M_{ASR} um 25 % subtrahiert) • Modul Abundanzsumme Referenzarten (einschließlich typspezifischer Ubiquisten) mit einer Skala von 0 - 1 																																											
$M_{ASR} = \frac{\sum_{i=1}^n tRA_i}{100}$ <p> M_{ASR} = Modul Summenprozent der Referenzarten tRA_i = prozentuale Summenhäufigkeit der Referenzarten * n = Gesamtzahl der in einer Probe vorkommenden typspezifischen Referenzarten </p>	<table border="1"> <thead> <tr> <th></th> <th>tRA_i *</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td style="background-color: #00bfff;">1</td> <td>76 - 100</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #00ff00;">2</td> <td>51 - 75</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #ffff00;">3</td> <td>26 - 50</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #ffcc00;">4</td> <td>1 - 25</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #ff0000;">5</td> <td>0</td> </tr> </tbody> </table>		tRA_i *	1	76 - 100	2	51 - 75	3	26 - 50	4	1 - 25	5	0																														
	tRA_i *																																										
1	76 - 100																																										
2	51 - 75																																										
3	26 - 50																																										
4	1 - 25																																										
5	0																																										
<p>* Ist der prozentuale Anteil einer typspezifischen Referenzart > 40 %, wird von der Summe aller vorkommenden Referenzarten (tRA_i) 25 % subtrahiert.</p>																																											
Trophie-Index nach Rott et al (1999)																																											
$TI = \frac{\sum_{i=1}^n TW_i \cdot G_i \cdot H_i}{\sum_{i=1}^n G_i \cdot H_i}$	<p> TI = Trophie-Index TW_i = Trophiewert der Art i G_i = Indikationsgewicht der Art i H_i = Häufigkeit der Art i in % </p> <p>und Berechnung des Modul Trophie-Index:</p> <p style="text-align: center;">$M_{TI} = 1 - ((TI - 0,3)/3,6)$</p>																																										
<table border="1"> <thead> <tr> <th></th> <th>TI – D5</th> <th>TI – D6 & D7</th> <th>TI – D8</th> <th>TI – D9.1</th> <th>TI – D9.2</th> <th>TI – D10</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td style="background-color: #00bfff;">1</td> <td>≤ 1,8</td> <td>≤ 2,2</td> <td>≤ 2,6</td> <td>≤ 2,2</td> <td>≤ 2,5</td> <td>≤ 2,3</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #00ff00;">2</td> <td>1,9 – 2,6</td> <td>2,3 – 2,8</td> <td>2,7 – 2,9</td> <td>2,3 – 2,6</td> <td>2,6 – 2,8</td> <td>2,4 – 2,8</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #ffff00;">3</td> <td>2,7 – 3,1</td> <td>2,9 – 3,1</td> <td>3,0 – 3,1</td> <td>2,7 – 3,1</td> <td>2,9 – 3,1</td> <td>2,9 – 3,1</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #ffcc00;">4</td> <td>3,2 – 3,3</td> <td>3,2 – 3,3</td> <td>3,2 – 3,3</td> <td>3,2 – 3,3</td> <td>3,2 – 3,3</td> <td>3,2 – 3,3</td> </tr> <tr> <td style="background-color: #ff0000;">5</td> <td>≥ 3,4</td> <td>≥ 3,4</td> <td>≥ 3,4</td> <td>≥ 3,4</td> <td>≥ 3,4</td> <td>≥ 3,4</td> </tr> </tbody> </table>			TI – D5	TI – D6 & D7	TI – D8	TI – D9.1	TI – D9.2	TI – D10	1	≤ 1,8	≤ 2,2	≤ 2,6	≤ 2,2	≤ 2,5	≤ 2,3	2	1,9 – 2,6	2,3 – 2,8	2,7 – 2,9	2,3 – 2,6	2,6 – 2,8	2,4 – 2,8	3	2,7 – 3,1	2,9 – 3,1	3,0 – 3,1	2,7 – 3,1	2,9 – 3,1	2,9 – 3,1	4	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	5	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4
	TI – D5	TI – D6 & D7	TI – D8	TI – D9.1	TI – D9.2	TI – D10																																					
1	≤ 1,8	≤ 2,2	≤ 2,6	≤ 2,2	≤ 2,5	≤ 2,3																																					
2	1,9 – 2,6	2,3 – 2,8	2,7 – 2,9	2,3 – 2,6	2,6 – 2,8	2,4 – 2,8																																					
3	2,7 – 3,1	2,9 – 3,1	3,0 – 3,1	2,7 – 3,1	2,9 – 3,1	2,9 – 3,1																																					
4	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3	3,2 – 3,3																																					
5	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4	≥ 3,4																																					
Gesamtbewertung anhand des diatomeen-indizierten ökologischen Zustandes - DI_{FG}																																											
$DI_{FG} = \frac{M_{ASR} + M_{TI}}{2}$	<p> DI_{FG} = Diatomeenindex Fließgewässer M_{ASR} = Modul Abundanzsumme Referenzarten M_{TI} = Modul Trophie-Index </p>																																										

Werden für die Bewertung ausschließlich die Diatomeen berücksichtigt, erfolgt die Ermittlung des ökologischen Zustandes für die in Hessen vorkommenden Fließgewässertypen dann entsprechend nachstehender Tabelle.

Tab. 2-4: Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Diatomeen (DI_{FG} - Diatomeenindex)

	DI _{FG} - D5	DI _{FG} - D6 & D7	DI _{FG} - D8	DI _{FG} - D9.1	DI _{FG} - D9.2	DI _{FG} - D10
1	≥ 0,67	≥ 0,61	≥ 0,56	≥ 0,61	≥ 0,57	≥ 0,60
2	0,66 – 0,43	0,60 – 0,40	0,55 – 0,39	0,60 – 0,43	0,56 – 0,40	0,59 – 0,40
3	0,42 – 0,24	0,39 – 0,24	0,38 – 0,24	0,42 – 0,24	0,39 – 0,24	0,39 – 0,24
4	0,23 – 0,08	0,23 – 0,08	0,23 – 0,08	0,23 – 0,08	0,23 – 0,08	0,23 – 0,08
5	≤ 0,07	≤ 0,07	≤ 0,07	≤ 0,07	≤ 0,07	≤ 0,07

Gegebenenfalls muss auf Grund von Zusatzkriterien, wie Versauerung (beim Diatomeentyp 5) oder Versalzung (alle Diatomeentypen anhand des Halobienindex nach Ziemann) das jeweilige Ergebnis abgestuft werden (Tab. 2-5).

Da die Berechnung des Halobienindex auf der Basis von Abundanzen vorgenommen wird, müssen die aus der Zählung resultierenden Prozentwerte vorab in Abundanzwerte transformiert werden:

Halobienindex H (führt ggf. zur Herabstufung)													
$H = \frac{\sum_{i=1}^n h_H - \sum_{i=1}^n h_x}{\sum_{i=1}^n h} \times 100$	<table border="1"> <thead> <tr> <th>Prozentuale Häufigkeit</th> <th>h</th> </tr> </thead> <tbody> <tr> <td>≤ 1 %</td> <td>2</td> </tr> <tr> <td>> 1 % bis 2,5 %</td> <td>3</td> </tr> <tr> <td>> 2,5 % bis 10 %</td> <td>5</td> </tr> <tr> <td>> 10 % bis 25 %</td> <td>7</td> </tr> <tr> <td>> 25 %</td> <td>9</td> </tr> </tbody> </table>	Prozentuale Häufigkeit	h	≤ 1 %	2	> 1 % bis 2,5 %	3	> 2,5 % bis 10 %	5	> 10 % bis 25 %	7	> 25 %	9
	Prozentuale Häufigkeit	h											
≤ 1 %	2												
> 1 % bis 2,5 %	3												
> 2,5 % bis 10 %	5												
> 10 % bis 25 %	7												
> 25 %	9												
	<p>h_H = Abundanz halophiler, mesohalober und polyhalober Taxa</p> <p>h_x = Abundanz haloxener Taxa</p> <p>h = Abundanz aller Taxa</p>												

Tab. 2-5: Abstufung der ökologischen Zustandsklasse infolge von Versauerung oder Versalzung

Summenhäufigkeit der Versauerungsanzeiger (D5)	
10 % bis 25 %	Abstufung um eine ökologische Zustandsklasse
26 % bis 50 %	Abstufung um zwei ökologische Zustandsklassen
51 % bis 99 %	Abstufung um drei ökologische Zustandsklassen
100 %	Abstufung um vier ökologische Zustandsklassen
Halobienindex nach Ziemann (alle Diatomeentypen)	
≥ 15	Abstufung um eine ökologische Zustandsklasse ab Zustandsklasse 3

Wird der Zustand anhand der Diatomeen und der Makrophyten bewertet, so ist zunächst das Einzelergebnis aus der Makrophytenkartierung in eine Skala von 0 bis 1 umzurechnen (das Ergebnis anhand der Diatomeen – der DI_{FG} – entspricht bereits der Skala von 0 – 1):

Modul Makrophytenbewertung	
$M_{MP} = \frac{(RI + 100) \cdot 0,5}{100}$	M_{MP} = Modul Makrophytenbewertung

Die Ermittlung des ökologischen Zustandes für die in Hessen vorkommenden Fließgewässertypausprägungen erfolgt dann anhand des Mittelwertes aus den beiden Einzelbewertungen ($DI_{FG} + M_{MP}$) entsprechend nachstehender Tabelle (für weitere ggf. auftretende Kombinationen verschiedener Typausprägungen siehe Handbuch PHYLIB):

Tab. 2-6: Indexgrenzen ($\bar{\emptyset} DI_{FG} + M_{MP}$) für die Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Diatomeen und Makrophyten

	D5 & MRS	D6 & D7 MRS	D8 & MRS	D7 & D10 & MRK	D8 & MRK	D9.1 & MRK
1	1,00 – 0,71	1,00 – 0,68	1,00 – 0,66	1,00 – 0,60	1,00 – 0,58	1,00 – 0,71
2	0,70 – 0,47	0,67 – 0,45	0,65 – 0,45	0,59 – 0,45	0,57 – 0,45	0,70 – 0,47
3	0,46 – 0,25	0,44 – 0,25	0,44 – 0,25	0,44 – 0,22	0,44 – 0,22	0,46 – 0,25
4	0,24 – 0,00	0,24 – 0,00	0,24 – 0,00	0,21 – 0,00	0,21 – 0,00	0,24 – 0,00
5	-	-	-	-	-	-

	D7 & D10 & MP	D8 & MP	D9 & MP
1	1,00 – 0,68	1,00 – 0,66	1,00 – 0,66
2	0,67 – 0,38	0,65 – 0,37	0,65 – 0,38
3	0,37 – 0,17	0,36 – 0,17	0,37 – 0,17
4	0,16 – 0,00	0,16 – 0,00	0,16 – 0,00
5	-	-	-

Da eine Kartierung des restlichen Phytobenthos in Deutschland nur von sehr wenigen Experten möglich ist und zudem sehr zeitaufwendig (ca. 5h für eine Einzelprobe), erfolgt derzeit in Hessen zusammen mit den Makrophyten lediglich eine gleichzeitige Erfassung der makroskopisch vergleichsweise einfach zu kartierenden Algen (insbesondere fädige Grünalgen). Eine Darstellung des Bewertungsverfahrens zum Teilmodul „restliches Phytobenthos“ findet sich im Handbuch PHYLIB.

2.3 Makrozoobenthos

Für die Fließgewässerbewertung anhand des Makrozoobenthos wird ein modulares Bewertungsverfahren eingesetzt, bestehend aus folgenden Modulen:

- **Saprobie** (Saprobienindex nach DIN 38 410 Teil 2, mit nach Gewässertypen differenzierten Klassengrenzen); dieses Modul bewertet hauptsächlich die Auswirkungen der Belastung mit organischen, sauerstoffzehrenden Substanzen.
- **Versauerung** (Säurezustandsklassen nach Braukmann & Biss 2004); nur anwendbar für die Gewässertypen 5 und 5.1; dieses Modul bewertet die Auswirkungen von zumindest zeitweilig erniedrigten pH-Werten.
- **Allgemeine Degradation** (Gewässertypspezifische Bewertungsformeln), dieses Modul bewertet den Einfluss sonstiger Stressoren, insbesondere von Strukturgütedefiziten und intensiver Landnutzung im Einzugsgebiet.

Bei der **Gesamtbewertung** werden die Ergebnisse der Module „Organische Verschmutzung“, „Versauerung“ und „Allgemeine Degradation“ (siehe Abb. 2-4) wie folgt berücksichtigt:

- Im Fall einer sehr guten oder guten saprobiellen Zustandsklasse bestimmt das Modul mit der schlechtesten Einstufung das Bewertungsergebnis, da in diesen Fällen „Saprobie“ und „Allgemeine Degradation“ unabhängige Bewertungsergebnisse liefern (worst-case-Prinzip).
- Im Fall einer mäßigen, unbefriedigenden oder schlechten saprobiellen Zustandsklasse kann die Saprobie das Ergebnis des Moduls „Allgemeine Degradation“ stark beeinflussen und in diesen Fällen zu unplausiblen Ergebnissen führen; deshalb ist in begründeten Fällen eine Korrektur des Moduls „Allgemeine Degradation“ aufgrund von Zusatzkriterien möglich. Eine Aufwertung dieser Gewässer in einen Bereich ohne Handlungsbedarf ist bei mäßiger, unbefriedigender oder schlechter saprobieller Zustandsklasse nicht möglich.
- Das Modul „Versauerung“ liefert von der Saprobie unabhängige Ergebnisse. Deshalb erfolgt hier ggf. eine Herabstufung der ökologischen Zustandsklasse.

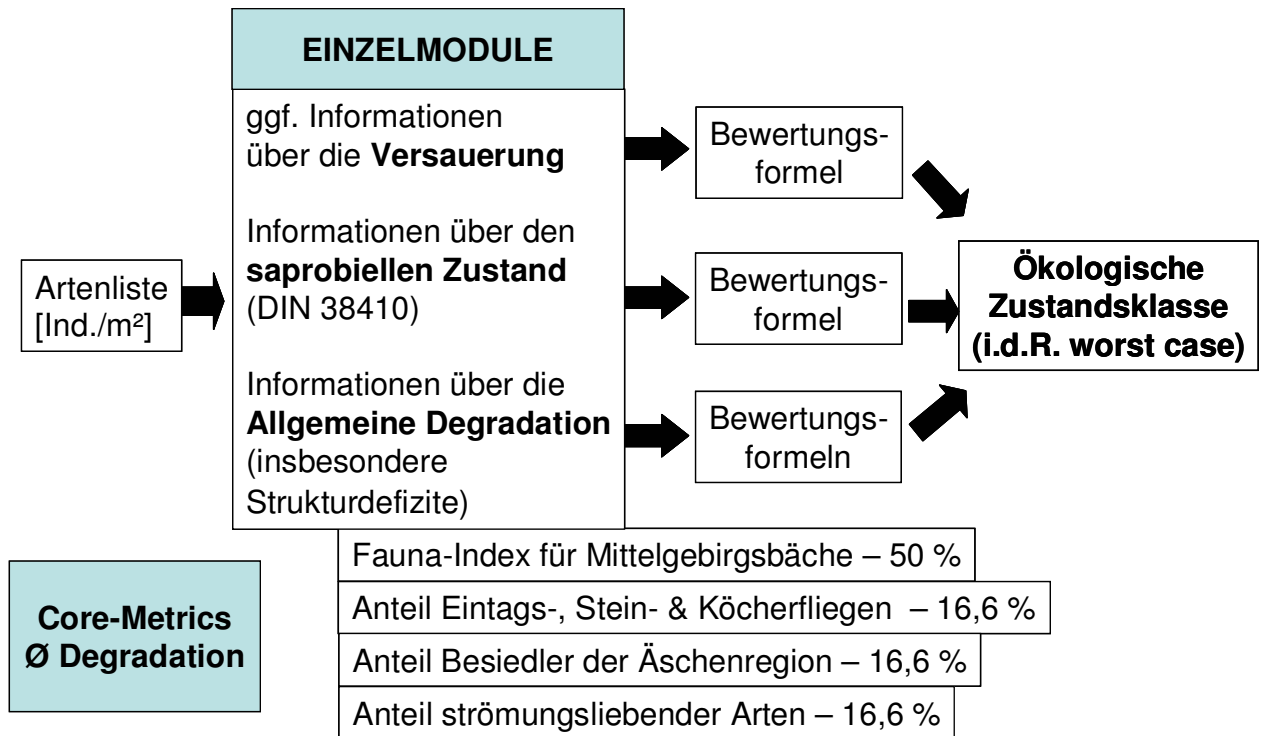


Abb. 2-4: Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand des Makrozoobenthos (Beispiel: silikatischer grobmaterialreicher Mittelgebirgsbach – Typ 5)

Die Bewertung der Auswirkungen der **organischen Verschmutzung** des Gewässers infolge von Einleitungen aus Industrie und Kommunalen Kläranlagen sowie aufgrund der diffusen Belastung erfolgt mit Hilfe des in der Wasserwirtschaft seit langem angewendeten Saprobien-systems zur Bestimmung der Gewässergüte (DIN 38410- Okt. 2004). Im Vergleich dazu erfolgt nun jedoch die nach Anhang V der EU-WRRL erforderliche gewässertypspezifische, leitbildbezogene Bewertung (Tab. 2-7). Damit wird der Tatsache Rechnung getragen, dass ein Saprobienindex von 2,3 in einem langsam fließenden Niederungsfließgewässer keine beeinträchtigende Belastung indiziert. Hingegen muss in einem Mittelgebirgsbach mit einem hohen physikalischen Sauerstoffeintrag bei einem Wert von 2,3 bereits von einer merklichen Belastung ausgegangen werden.

Tab. 2-7: Bewertung des ökologischen Zustands anhand des Makrozoobenthos im Modul „organische Verschmutzung“ – Stand: Oktober 2005

Modul: Gewässergüte (organische Verschmutzung)						
Saprobien-Index (revidierte DIN 38410)						
$SI = \frac{\sum_{i=1}^n SW_i \cdot G_i \cdot H_i}{\sum_{i=1}^n G_i \cdot H_i}$		SI	= Saprobien-Index			
		SW _i	= Saprobiewert der Art i			
		G _i	= Indikationsgewicht der Art i			
		H _i	= Häufigkeit der Art i			
				H _i	max. Anzahl der Individuen/m ²	
				1	2	
				2	10	
				3	30	
				4	100	
				5	300	
				6	1000	
				7	> 1000	
Bewertung im Modul Saprobie						
	Typ 5	Typ 5.1, 7 & 9	Typ 6 & 9.1	Typ 9.2	Typ 10	Typ 19
1	≤ 1,45	≤ 1,60	≤ 1,7	≤ 1,8	≤ 1,85	≤ 1,9
2	> 1,45 – 2,0	> 1,6 – 2,1	> 1,7 – 2,2	> 1,8 – 2,25	> 1,85 – 2,3	> 1,9 – 2,35
3	> 2,0 – 2,65	> 2,1 – 2,75	> 2,2 – 2,8	> 2,25 – 2,85	> 2,3 – 2,9	> 2,35 – 2,9
4	> 2,65 – 3,35	> 2,75 – 3,35	> 2,8 – 3,4	> 2,85 – 3,4	> 2,9 – 3,45	> 2,9 – 3,45
5	> 3,35	> 3,35	> 3,4	> 3,4	> 3,45	> 3,45

Bei den silikatischen Mittelgebirgsbächen, die stark von einer **Versauerung** betroffen sein können (Typ 5 und Typ 5.1), wird auch der Säurezustand anhand der Säurezustandsklasse bewertet: Bestimmte Säureindikatorarten erhalten einen Wert von 1 (säureempfindliche Arten) bis 5 (sehr säureresistente Arten).

Entweder werden dann die Häufigkeitsklassen aller Indikatorarten (von 1 bis 7), beginnend bei den säureempfindlichsten Taxa, solange addiert, bis ein Schwellenwert von „4“ erreicht wird oder es werden die Dominanzanteile bis zu einem Schwellenwert von 10 %, ebenfalls beginnend bei den säureempfindlichsten Taxa, aufaddiert. Die Indikation, in der die Summe von 4 bzw. von 10 % erreicht wird, bestimmt die Säurezustandsklasse. Wird diese Schwelle beispielsweise bereits bei den Indikatoren mit einem Zeigerwert von 1 erreicht, so kann das Gewässer als permanent nicht sauer klassifiziert werden (da säureempfindliche Arten in ausreichender Zahl anzutreffen sind).

Für die Gneis- & Schieferbäche (Typ 5) entspricht die Säureklasse 2 noch einem guten ökologischen Zustand. In Buntsandstein-, sand- und gering gepufferten Granitbächen (Typ 5.1) ist noch bei einer Säureklasse von 3 die gute Zustandsklasse erreicht; d.h. der mäßige ökologische Zustand liegt hier erst bei der Säureklasse 4 vor.

Der Einfluss gewässermorphologischer Degradation ist nicht – wie im Fall der Saprobie – auf eine einzelne Ursache-Wirkungs-Beziehung zurückzuführen, sondern auf zahlreiche Einflussfaktoren, die häufig nicht klar zu trennen sind. Diese Faktoren haben ihre Ursachen auf verschiedenen räumlichen Skalen, von der Habitat-Skala (z.B. Fehlen bestimmter Mikrohabitate) bis zur Einzugsgebiets-Skala (z.B. verstärkte Sedimentation durch Oberflächeneintrag aus intensiv landwirtschaftlich genutzten Flächen). Im Einzelnen wird gewässermorphologische Degradation hier definiert als:

- Fehlen oder Seltenheit von Habitaten, die für einen Gewässertyp im unbeeinträchtigten Zustand charakteristisch sind (z.B. Totholz, Kies in Tieflandgewässern);
- Vorhandensein oder ungewöhnliche Häufigkeit von Habitaten, die charakteristisch für eine gewässermorphologische Beeinträchtigung sind (z.B. Uferbefestigung, beweglicher Sand);
- Veränderte hydraulische Bedingungen (z.B. Stau, Restwasser);
- Vereinheitlichung der hydraulischen Bedingungen (z.B. Fehlen strömungsberuhigter Uferzonen, Fehlen von Rifflestrecken);
- Fehlen der Ufervegetation und damit einhergehende stärkere Besonnung;
- Potamalisierungseffekte/Rhithralisierungseffekte;
- Verstärkte Sedimentation.

Der **Fauna-Index** wird bei der Bewertung der Allgemeinen Degradation jeweils zu 50 % berücksichtigt (siehe Abb. 2-4). Er basiert auf der Bindung der einzelnen Makrozoobenthosarten an ihr Habitat. Für die Berechnung des Fauna-Index wurde einzelnen Arten entweder ein positiver (1, 2) oder negativer (-1, -2) Zahlenwert zugewiesen. Jede dieser Arten repräsentiert somit einen „Güte-“ oder einen „Schadaspekt“; dabei steht die Beziehung zur Hydromorphologie bzw. zu einzelnen hydromorphologischen Strukturelementen/Habitaten im Vordergrund.

Der **PTI (Potamon-Typie-Index)** ist ein eigens für die großen Ströme (Typ 10) entwickelter Bewertungsindex und ist mit dem Fauna-Index für kleinere Gewässer vergleichbar. Ein niedriger PTI zeigt dabei das häufige Vorkommen von Arten an, die in ihrem Vorkommen eine Affinität zu großen Strömen zeigen (potamotypische Arten). Ursachen für einen hohen PTI sind neben hydromorphologischen Defiziten insbesondere die Dominanz von Neueinwanderern. Diese wurden und werden in den Bundeswasserstraßen i.d.R. durch die Schifffahrt eingeschleppt und verbreitet.

Tab. 2-8: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Faunaindex/Potamon-Typie-Index

Zustandsklasse	Typ 5	Typ 5.1	Typ 6	Typ 7	Typ 19
1	≥ 1,02	≥ 0,94	≥ 0,90	≥ 0,82	≥ 0,36
2	> 0,49	> 0,43	> 0,40	> 0,34	> 0,12
3	> - 0,04	> - 0,08	> - 0,10	> - 0,14	> - 0,12
4	> - 0,57	> - 0,59	> - 0,60	> - 0,62	> - 0,36
5	≤ - 0,57	≤ - 0,59	≤ - 0,60	≤ - 0,62	≤ - 0,36

Zustands- klasse	Typ 9	Typ 9.1	Typ 9.2	Typ 10 (PTI)
1	≥ 0,86	≥ 0,68	≥ 0,60	≤ 1,9
2	> 0,52	> 0,36	> 0,30	< 2,6
3	> 0,18	> 0,04	> 0,00	< 3,4
4	> - 0,16	> - 0,28	> - 0,30	< 4,1
5	≤ - 0,16	≤ - 0,28	≤ - 0,30	≤ 4,1

Ein hoher Individuenanteil der **EPT (HK)** [%], also der Eintagsfliegen- (Ephemeroptera), Steinfliegen- (Plecoptera) und Köcherfliegenlarven (Trichoptera) indiziert u. a. eine hohe Strukturvielfalt und eine natürliche Habitatzusammensetzung sowie eine nur geringe organische Belastung. Niedrige Häufigkeiten hingegen deuten auf ein Artendefizit zugunsten von Störanzeigern hin. Die Ursachen hierfür können ebenfalls vielfältig sein (z.B. erhöhte Temperaturen, geringe Strömungs- und Substratdiversität, intensive Nutzung im Umland ..).

Tab. 2-9: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Anteil der Eintags-, Stein- und Köcherfliegenlarven (EPT (HK) [%])

Zustands- klasse	Typ 5 & 5.1	Typ 6 & 7	Typ 19	Typ 9	Typ 9.1	Typ 9.2
1	≥ 60	≥ 56	≥ 33	≥ 63	≥ 52	≥ 49
2	> 50	> 47	> 26	> 56	> 44	> 43
3	> 40	> 38	> 19	> 49	> 36	> 37
4	> 30	> 29	> 12	> 42	> 28	> 31
5	≤ 30	≤ 29	≤ 12	≤ 42	≤ 28	≤ 31

Der **Rheindex** gibt das Verhältnis der strömungsliebenden und strömungsbedürftigen Arten zu den Stillwasserarten und den strömungsindifferenten Arten an, so dass Rückschlüsse auf die biologisch wirksamen Strömungsverhältnisse im untersuchten Gewässerabschnitt möglich sind. Ein niedriger Rheindex zeigt somit oft Störungen an, die sich durch die Veränderung des Strömungsmusters (z. B. durch einen Aufstau) in der Biozönose der Fließgewässer einstellen.

Tab. 2-10: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Rheo-Index

Zustands- klasse	Typ 5 & 5.1	Typ 6	Typ 7
1	≥ 0,92	≥ 0,89	≥ 0,91
2	> 0,84	> 0,78	> 0,82
3	> 0,76	> 0,67	> 0,73
4	> 0,68	> 0,56	> 0,64
5	≤ 0,68	≤ 0,56	≤ 0,64

Der Metric (= Bewertungsparameter) # **EPTCBO** stellt die Zahl der vorkommenden Arten aus den Gruppen der Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Steinfliegen (Plecoptera), Köcherfliegen (Trichoptera), Käfer (Coleoptera), Muscheln (Bivalvia) und Libellen (Odonata) dar. In naturnahen Flüssen kommen zahlreiche spezialisierte Arten vor, die kennzeichnend für sauerstoffreiche, schnell überströmte Schotterbänke oder feinsedimentreiche, sandig-lehmige Ablagerungen der strömungsberuhigten Bereiche sind. Niedrige Werte des Metrics (z. B. durch Massenentwicklung weniger Arten) lassen u. a. auf Strukturarmut, unzureichende Sauerstoffversorgung oder auf eine durch Gewässerausbau vereinheitlichte Strömung schließen.

Der Metric # **T** stellt die Zahl der vorkommenden Köcherfliegenarten (Trichoptera) dar. Köcherfliegen sind in naturnahen Niederungsfießgewässern (Typ 19) mit mehreren Arten vertreten, die bevorzugt Wasserpflanzen oder Sekundärsubstrate wie Totholz besiedeln und das Vorkommen einer typspezifischen Makrozoobenthoszönose indizieren. Geringe Artenzahlen lassen u. a. auf Strukturarmut, z. B. durch das Fehlen der organischen Sekundärsubstrate schließen. Ein weiterer Faktor, der das Vorkommen von Köcherfliegenarten beeinflusst, ist der Waldanteil im Einzugsgebiet, da naturnahe Wälder in erster Linie den Totholzanteil in einem Gewässer bestimmen.

Tab. 2-11: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen bei der Anzahl der Eintagsfliegen (Ephemeroptera), Steinfliegen (Plecoptera), Köcherfliegen (Trichoptera), Käfer

(Coleoptera), Muscheln (Bivalvia) und Libellen (Odonata) # EPTCBO bzw. bei der Anzahl der festgestellten Köcherfliegenarten(# T)

Zustands- klasse	Typ 9	Typ 9.1	Typ 9.2	Typ 19 (# T)
1	≥ 33	≥ 25	≥ 21	≥ 5
2	> 26	> 20	> 17	> 4
3	> 21	> 15	> 13	> 2
4	> 15	> 10	> 9	> 1
5	≤ 15	≤ 10	≤ 9	≤ 1

Der Metric **ER** [%] beschreibt den prozentualen Anteil typischer Besiedler der Oberen Forellenregion (Epirhithral). Ein hoher Anteil unterstreicht den naturnahen Zustand des untersuchten Bachabschnitts. Mögliche Ursachen für eine Erniedrigung des Anteils an Epirhithral-Besiedlern sind eine Störung des natürlichen Fließverhaltens (z. B. durch Aufstau) oder eine fehlende Beschattung und der damit verbundene Anstieg der Temperaturmittelwerte und -maxima.

Der Metric **MR** [%] beschreibt den prozentualen Anteil typischer Besiedler der Unteren Forellenregion (Metarhithral). Die Höhe des Anteils an Metarhithral-Besiedlern in Flüssen hängt eng mit der ökologischen Qualität der zufließenden Nebenbäche und -flüsse zusammen und soll so den Zustand des Einzugsgebietes in die Bewertung integrieren.

Der Metric **HR** [%] beschreibt den prozentualen Anteil typischer Besiedler der Äschenregion (Hyporhithral). Der Anteil an Hyporhithral-Besiedlern ist in naturnahen Mittelgebirgsbächen vergleichsweise gering, da sie in Bezug auf Strömung, Sauerstoff und niedrige Wassertemperaturen weniger anspruchsvoll sind als Arten der Forellenregion. Mögliche Ursachen für eine Erhöhung des Anteils an Hyporhithral-Besiedlern sind eine Störung des natürlichen Fließverhaltens (z. B. durch Aufstau) oder eine fehlende Beschattung und der damit verbundene Anstieg der Temperaturmittelwerte und -maxima.

Tab. 2-11: Bewertung des ökologischen Zustands mit gewässertypspezifischen Klassengrenzen beim Anteil der Forellenregionbesiedler (ER [%] oder (MR [%]) bzw. der Äschenregionbesiedler (HR [%])

Zustands- klasse	Typ 6 und 7 (ER [%])	Typ 9 (MR [%])	Typ 9.2 (MR [%])	Typ 5 (HR [%])
1	≥ 21	≥ 30	≥ 21	≤ 12
2	> 17	> 25	> 17	< 16
3	> 13	> 20	> 13	< 20
4	> 9	> 15	> 9	< 24
5	≤ 9	≤ 15	≤ 9	≥ 24

Tab. 2-12: Berechnung der Metrices zur Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand des Makrozoobenthos im Modul „Allgemeine Degradation“

Modul: allgemeine Degradation																	
<p>Fauna-Index FI – Gewichtung 50 %</p> $FI = \frac{\sum_{i=1}^N sc_i \cdot H_i}{\sum_{i=1}^N H_i}$ <p> N = Gesamtzahl der Indikatorarttaxa sc_i = spezifischer Wert der Art i (-2 bis +2) H_i = Häufigkeitsklasse der Art i (1 bis 7) </p>																	
	<table border="1"> <thead> <tr> <th>H_i</th> <th>max. Anzahl der Individuen/m²</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td>1</td><td>3</td></tr> <tr><td>2</td><td>10</td></tr> <tr><td>3</td><td>30</td></tr> <tr><td>4</td><td>100</td></tr> <tr><td>5</td><td>300</td></tr> <tr><td>6</td><td>1000</td></tr> <tr><td>7</td><td>> 1000</td></tr> </tbody> </table>	H_i	max. Anzahl der Individuen/m ²	1	3	2	10	3	30	4	100	5	300	6	1000	7	> 1000
H_i	max. Anzahl der Individuen/m ²																
1	3																
2	10																
3	30																
4	100																
5	300																
6	1000																
7	> 1000																
<p>Anzahl EPTCBO und Anzahl T</p> <p>Anzahl der vorgefundenen Arten aus den Gruppen:</p> <p>E – Ephemeroptera = Eintagsfliegen P – Plecoptera = Steinfliegen T – Trichoptera = Köcherfliegen C – Coleoptera = Wasserkäfer B – Bivalvia = Muscheln O – Odonata = Libellen</p>																	
<p>% Anteil X X = Epirhithral-/Metarhithral-/Hyporhithralbesiedler</p> $\% \text{ Anteil}_X = \frac{\sum_{i=1}^n X_i \cdot a_i}{\sum_{i=1}^n a_i}$ <p> X_i = % Anteil der Art i an X a_i = Abundanz der Art i </p>																	
<p>Relativer Anteil (Häufigkeitsklassen) der Eintags-, Stein- und Köcherfliegen (EPT)</p> $\text{Anteil}_X = \frac{\sum_{i=1}^n X_i \cdot h_i}{\sum_{i=1}^n h_i}$ <p> X_i = % Anteil der EPT-Arten h_i = Häufigkeitsklasse der Art i (1 bis 7) </p>																	
	<table border="1"> <thead> <tr> <th>h_i</th> <th>max. Anzahl der Individuen/m²</th> </tr> </thead> <tbody> <tr><td>1</td><td>1</td></tr> <tr><td>2</td><td>20</td></tr> <tr><td>3</td><td>40</td></tr> <tr><td>4</td><td>80</td></tr> <tr><td>5</td><td>160</td></tr> <tr><td>6</td><td>320</td></tr> <tr><td>7</td><td>> 320</td></tr> </tbody> </table>	h_i	max. Anzahl der Individuen/m ²	1	1	2	20	3	40	4	80	5	160	6	320	7	> 320
h_i	max. Anzahl der Individuen/m ²																
1	1																
2	20																
3	40																
4	80																
5	160																
6	320																
7	> 320																

Rheoindex

$$RI = \frac{2 \cdot \sum_{i=1}^n h_i FWA}{2 \cdot \sum_{i=1}^n h_i FWA + 2 \cdot \sum_{i=1}^n h_i SWA + \sum_{i=1}^n h_i U}$$

FWA = Fließwasserart i

SWA = Stillwasserart i

U = Ubiquistenart i

h_i = Häufigkeitsklasse der Art i
(1 bis 7, siehe
„relativer Anteil EPT“)

Potamon-Typie-Index (PTI)

$$PTI = \frac{\sum_{i=1}^n W_i \cdot G_i \cdot H_i}{\sum_{i=1}^n G_i \cdot H_i} \pm \partial PTI$$

PTI = Potamon-Typie-Index (1,0 bis 5,0)

 $W_i = 6 - ECOP_i$ ECOP_i = Wert der Art i (1 bis 5)(je höher ECOP_i, desto potamal-spezifischer ist die Art) $G_i = 2^{(5 - W_i)}$

N = Anzahl der bewerteten Taxa

 H_i = Relative Häufigkeit der Art i (1 bis 7)

wobei:

$$\partial PTI = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (W_i - PTI)^2 \cdot G_i \cdot H_i}{(N - 1) \cdot \sum_{i=1}^n G_i \cdot H_i}}$$

H_i	max. Anzahl der Individuen
1	3
2	12
3	42
4	142
5	480
6	1520
7	> 1520

Für die Bewertung des ökologischen Zustands im Modul „Allgemeine Degradation“ anhand des multimetrischen Index ist es zunächst erforderlich, die Ergebnisse der Einzelmetrics in einen Wert zwischen 0 (schlechtester theoretisch auftretender Zustand) und 1 (Referenzzustand) zu überführen:

$$\text{Wert} = \frac{\text{Metricergebnis} - \text{unterer Ankerpunkt}}{\text{oberer Ankerpunkt} - \text{unterer Ankerpunkt}}$$

Die Ankerpunkte wurden für jeden Metric und für jeden Gewässertyp leitbildbezogen gesondert festgelegt (siehe nachstehende Tabelle 2-13).

Die Bewertung anhand des Moduls der „Allgemeinen Degradation“ erfolgt dann

(1) entweder aus einem Multimetrischen Index, wobei ein Metric (der Fauna-Index für den jeweiligen Typ) mit 50% gewichtet wird,

(2) oder lediglich anhand des Potamon-Typie-Index (Typ 10); andere Metrics werden nur als Interpretationshilfe mit ausgegeben.

Die ökologische Zustandsklasse im Modul Allgemeine Degradation ergibt sich dann folgendermaßen:

sehr gut	> 0,8
gut	> 0,6 – 0,8
mäßig	> 0,4 – 0,6
unbefriedigend	> 0,2 – 0,4
schlecht	≤ 0,2

Tab. 2-13: Obere und Untere Ankerpunkte der Einzelmetrics zur Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand des Makrozoobenthos im Modul „Allgemeine Degradation“

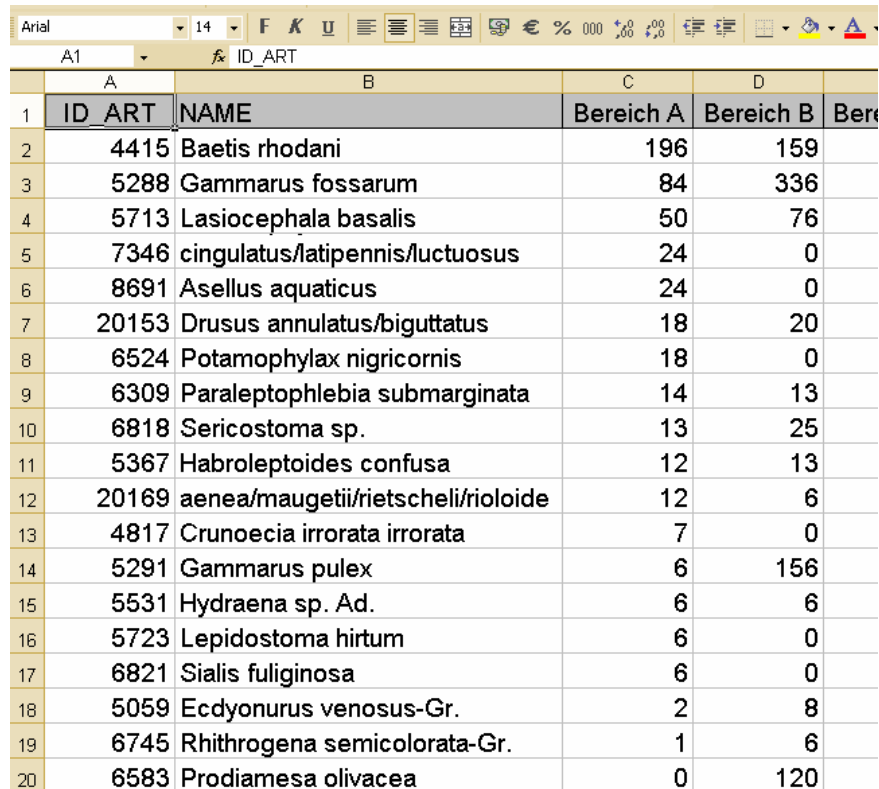
Einzelmetrics "Allgemeine Degradation" (Version: AQEM 2.5)	Fließ- gewässer- typ	Oberer Anker- punkt (Referenz)	Unterer Ankerpunkt (schlechtester Zu- stand)
Fauna-Index FI (Gewichtung 50 %)	5	1,55	- 1,10
	5.1	1,45	- 1,10
	6	1,40	- 1,10
	7	1,30	- 1,10
	9	1,20	- 0,50
	9.1	1,00	- 0,60
	9.2	0,90	- 0,60
	19	0,6	- 0,6
Anzahl EPTCBO	9	38	10
	9.1	30	5
	9.2	25	5
Anzahl Trichoptera (Köcherfliegen)	19	6	0
Epirhital-Besiedler % (obere Forellenregion)	6	25	5
	7	25	5
Metarhital-Besiedler % (untere Forellenregion)	9	35	10
	9.2	25	5
Hyporhital-Besiedler % (Äschenregion)	5	8	28
EPT – Arten % (HK)	5	70	20
	5.1	70	20
	6	65	20
	7	65	20
	9	70	35
	9.1	60	20
	9.2	55	25
	19	40	5
Rheoindex (HK)	5	1,0	0,60
	5.1	1,0	0,45
	6	1,0	0,45
	7	1,0	0,55
Potamon-Typie-Index	10	1,0	5,0

Sowohl für die Berechnungen der verschiedenen Einzelmetrics als auch für Ermittlung der ökologischen Zustandsklasse innerhalb der 3 Module steht eine Software unter www.fliessgewaesserbertung.de bereits zur Verfügung (ASTERICS inkl. des nationalen Bewertungsverfahrens PERLODES (Version 3.01)):

Sowohl die Berechnung der Einzelmetrics als auch die Ermittlung der ökologischen Zustandsklasse für die einzelnen Module erfolgt durch Import einer Excel-Tabelle (Abb. 2-5). Voraussetzung hierfür ist die Angabe der je Art (incl. ID-Nr. bzw. Din-Nr.) nachgewiesenen Individuenzahl (Ind./m²). Diese Tabelle lässt sich dann importieren (Abb. 2-6).

Nach der Auswahl des Fließgewässertyps (Abb. 2.7) wird das Gesamtergebnis der ökologischen Zustandsklasse angezeigt (Abb. 2.8). Unter den entsprechenden Registern der einzelnen Module - Versauerung, Allgemeine Degradation oder der organischen Belastung

(Saprobienindex nach DIN 38410; Stand Okt. 2004) werden dann die jeweils berechneten Indizes angezeigt (siehe Abb. 2.9).



	A	B	C	D	E
1	ID_ART	NAME	Bereich A	Bereich B	Bereich C
2	4415	Baetis rhodani	196	159	
3	5288	Gammarus fossarum	84	336	
4	5713	Lasiocephala basalis	50	76	
5	7346	cingulatus/latipennis/luctuosus	24	0	
6	8691	Asellus aquaticus	24	0	
7	20153	Drusus annulatus/biguttatus	18	20	
8	6524	Potamophylax nigricornis	18	0	
9	6309	Paraleptophlebia submarginata	14	13	
10	6818	Sericostoma sp.	13	25	
11	5367	Habroleptoides confusa	12	13	
12	20169	aenea/mauguetii/rietscheli/rioloide	12	6	
13	4817	Crunoecia irrorata irrorata	7	0	
14	5291	Gammarus pulex	6	156	
15	5531	Hydraena sp. Ad.	6	6	
16	5723	Lepidostoma hirtum	6	0	
17	6821	Sialis fuliginosa	6	0	
18	5059	Ecdyonurus venosus-Gr.	2	8	
19	6745	Rhithrogena semicolorata-Gr.	1	6	
20	6583	Prodiamesa olivacea	0	120	

Abb. 2-5: Exceltabelle mit den hochgerechneten Individuenzahlen je Art (Ind./m²) zum Import nach ASTERICS



ID_ART	Taxonname	ShortCode	Bereich A	Bereich B	Bereich C
4415	Baetis rhodani	baetrhod	196	159	33
5288	Gammarus fossarum	gammfoss	84	336	0
5713	Lepidostoma basale	lasibasa	50	76	0
7346	Potamophylax cingulatus/latipennis/luctuosus	pocilalu	24	0	0
8691	Asellus aquaticus	aselaqua	24	0	0
20153	Drusus annulatus/biguttatus	drusanbi	18	20	0
6524	Potamophylax nigricornis	potanigr	18	0	0
6309	Paraleptophlebia submarginata	parasubm	14	13	0
6818	Sericostoma sp.	serisp.	13	25	0
5367	Habroleptoides confusa	habrconf	12	13	0
20169	Elmis aenea/mauguetii/rietscheli/rioloide Ad.	elamrard	12	6	0
4817	Crunoecia irrorata irrorata	crunirro	7	0	0
5291	Gammarus pulex	gampule	6	156	0

Abb. 2-6: Die in ASTERICS importierte Tabelle

Einstellungen für alle Probenahmen

Staat: Fließgewässertyp:

Deutschland (PERLODES)

Anwenden auf alle

Probenahmen	Staat	Fließgewässertyp	original
Bereich A	Deutschland (PERL	Typ 05 : Grobmaterialreiche, silikatische Mittelgebirgsbäche	original
Bereich B	Deutschland (PERL	Typ 05 : Grobmaterialreiche, silikatische Mittelgebirgsbäche	original
Bereich C	Deutschland (PERL	Typ 05 : Grobmaterialreiche, silikatische Mittelgebirgsbäche	original
Bereich D	Deutschland (PERL	Typ 05 : Grobmaterialreiche, silikatische Mittelgebirgsbäche	original

Abb. 2-7: Auswahl des Fließgewässertyps

Bewertung der Probenahmen

Ökologische Zustandsklasse | Saprobie | Allgemeine Degradation | Versauerung | Metrics

Ökologische Zustandsklasse

Probenahme	Bereich A	Bereich B	Bereich C	Bereich D	Bereich E
Fließgewässertyp	Typ 05 : Grobma	Typ 05 : Grobma	Typ 05 : Grobma	Typ 05 : Grobma	Typ 05 : Grobm
Taxaliste für das Modul "Allgemeine Degradation"	original	original	original	original	original
Ökologische Zustandsklasse	mäßig	mäßig	mäßig	mäßig	gut
Qualitätsklasse Modul "Saprobie"	gut	gut	gut	gut	gut
Qualitätsklasse Modul "Allgemeine Degradation"	mäßig	mäßig	mäßig	mäßig	gut
Qualitätsklasse Modul "Versauerung"	sehr gut	sehr gut	sehr gut	gut	sehr gut

Abb. 2-8: Gesamtergebnis der ökologischen Zustandsklasse und in den einzelnen Modulen

Bewertung der Probenahmen

Ökologische Zustandsklasse | Saprobie | Allgemeine Degradation | Versauerung | Metrics

Saprobie

Probenahme	Bereich A		Bereich B			
Staat	Deutschland (PERLODES)		Deutschland (PERLODES)			
Fließgewässertyp	Typ 05 : Grobmaterialreiche, si		Typ 05 : Grobmaterialreiche, si			
Taxaliste	original		original			
Stressor	Saprobie	Ergebnis	Saprobie	Ergebnis	Qualitätsklasse	
Ergebnis		gut			gut	
	German Saprobic Index (new v	1,592	gut	German Saprobic Index (new v	1,69	gut
	- Dispersion	0,122	-	- Dispersion	0,065	-
	- Abundance	40	-	- Abundance	42	-

Abb. 2-9: Ergebnis der ökologischen Zustandsklasse und der ermittelten Werte im Modul Saprobie

2.4 Fischfauna

Grundlage für die Bewertung des ökologischen Zustands anhand der Fischfauna ist zunächst die Erarbeitung einer jeweils gewässerspezifischen Referenz (unter Berücksichtigung der längszonalen und regionalspezifischen Besonderheiten). Hierbei sind neben Angaben zur Artengemeinschaft auch Aussagen bezüglich der Dominanz erforderlich.

Gemäß Anhang II, 1.3 der EU-WRRL können fischfaunistische Referenzen entweder raumbezogen oder modellbasiert oder durch eine Kombination aus raumbezogenen und modellbasierten Verfahren abgeleitet werden. Im Rahmen der Referenzerstellung sind folgende allgemeine Kriterien einzubeziehen:

- Die zoografische Zuordnung des Gewässers, Gewässerabschnitts oder Wasserkörpers,
- die natürlichen Verbreitungsmuster der Fischarten,
- die längszonale Einordnung des Gewässers oder Gewässerabschnitts im betreffenden Wasserkörper. Zu berücksichtigen sind hierbei gewässermorphologische und – hydrologische Merkmale (wie Gefälle, Gewässerbreite, Substrat, Einzugsgebiet und Abfluss).

Die einzelnen Fließgewässertypen beinhalten oft zwei bis drei Fischregionen; z.B. kann der silikatische Mittelgebirgsbach (Typ 5) sich von der Oberen Forellenregion über die Untere Forellenregion bis hin zur Äschenregion erstrecken. Aus diesem Grund wurden zunächst anhand des Retentionskatasters und anhand des digitalen Höhenmodells den einzelnen Gewässerabschnitten (500m) aufgrund des Verhältnisses von Gefälle und Gewässerbreite hypothetische Fischregionen entsprechend nachstehender Tabelle zugeordnet:

Tab. 2-10: Gefällegliederung der Fließgewässerzonen gemäß DVWK (1996)

Fischregion	Gefälle [‰] für Gewässerbreiten von				
	< 1 m	1 – 5 m	5 – 25 m	25 – 100 m	> 100 m
Oberer Forellenregion	100 – 16,5	50 – 15,0	20 – 14,5	-	-
Untere Forellenregion	16,5 – 12,5	15,0 – 7,5	14,5 – 6,0	12,5 – 4,5	-
Äschenregion	-	7,5 – 3,0	6,0 – 2,0	4,5 – 1,25	- 0,75
Barbenregion	-	3,0 – 1,0	2,0 – 0,5	1,25 – 0,33	0,75 – 0,25
Brachsenregion	-	1,0 - 0	0,5 - 0	0,33 - 0	0,25 - 0
Kaulbarsch-Flunderregion	-	-	-	-	-

Durch Abgleich mit den in der landesweiten Datenbank NATIS vorhandenen Fischbestandsdaten und weiteren Daten zu den Wasserkörpern (Ergebnisse der Bestandsaufnahme 2004, Gütekarte, Strukturgütedaten) sowie anhand historischer Daten wurde für ca. 1/3 der Wasserkörper eine erste Referenzerstellung vorgenommen (siehe

www.flussgebiete.hessen.de -> service -> monitoring). Diese ist zunächst vorläufig und sowohl innerhalb der Flussgebietseinheiten Rhein und Weser als auch mit der Fachöffentlichkeit zu diskutieren.

Bei der Referenzerstellung sind für das Bewertungsverfahren 3 Hauptgruppen zu unterscheiden:

- Leitarten mit einer Dominanz $\geq 5\%$
- typspezifische Arten mit einer Dominanz zwischen 1% und $4,9\%$
- Begleitarten mit einer Dominanz $< 1\%$

Insbesondere im Hinblick auf das Qualitätsmerkmal „Altersstruktur“ ist die Entscheidung „Leitart“ ($\geq 5\%$) entscheidend, da der Nachweis von 0+-Stadien nur bei diesen berücksichtigt wird.

Neben den natürlichen Gegebenheiten ist bei der Referenzerstellung zudem die Nachweismöglichkeit im Rahmen der Befischungen als so genannte „technische Referenz“ mit zu berücksichtigen: Beispielsweise kommen in einigen Buntsandsteinbächen Bachneunaugen teilweise sehr häufig vor; die im Sand verborgen lebenden Larven (Querder) werden jedoch bei einer Elektrobefischung nicht repräsentativ erfasst.

Im Rahmen des Bewertungsverfahrens werden 6 fischökologische Qualitätsmerkmale betrachtet (Abb. 2-9 und Tab. 2-11):

- A. Arten- und Gildeninventar
- B. Arten- und Gildenabundanz
- C. Altersstruktur
- D. Migrationsindex
- E. Fischregionsindex
- F. Dominante Arten – Leitartenindex und Community Dominance Index

Jedem dieser 6 Qualitätsmerkmale sind verschiedene (insgesamt 18) Einzelmetriken zugeordnet. Eine Bewertung dieser erfolgt zunächst in 3 Klassen: 5 = sehr guter Zustand, 3 = guter Zustand und 1 = mäßiger oder schlechterer Zustand.

Zur Gesamtbewertung einer Probestelle werden die 6 o.g. Qualitätsmerkmale klassifiziert. Bei Qualitätsmerkmalen mit mehreren zugeordneten Parametern, erfolgt dies durch Mittelung der Klassifizierungsergebnisse aller zugeordneten Parameter.

Bestimmte Bewertungsparameter werden jedoch nur bei Fließgewässern berücksichtigt, deren Referenz-Artenzahl einen bestimmten Wert über- bzw. unterschreitet. Auch ist es bei Fließgewässern mit einer geringen Anzahl an Referenzarten möglich, dass einige der zu bewertenden Parameter einen Referenzwert von 0 bekommen. In diesem Fall wird der betreffende Parameter nicht klassifiziert.

Die abschließende Gesamtklassifizierung erfolgt nach folgendem Schema:

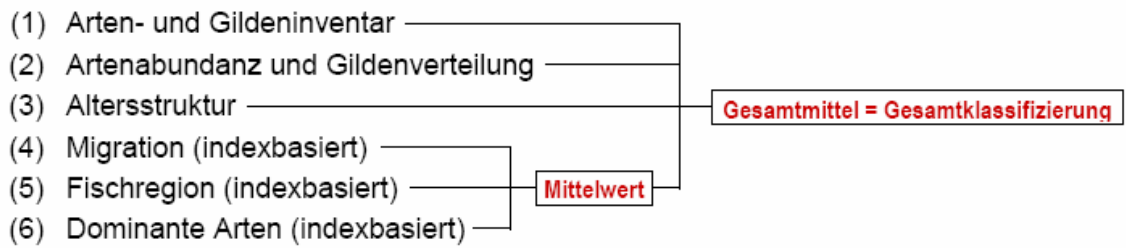


Abb. 2-10: Beurteilung der ökologischen Zustandsklasse anhand der Fischfauna

Das Gesamtmittel nimmt einen Wert zwischen 1 und 5 an. Für die ökologische Klassifizierung gelten folgende (vorläufigen) Festlegungen:

- > 3,75 ➤ Die Probestelle befindet sich im sehr guten ökologischen Zustand;
- 2,51 – 3,75 ➤ Die Probestelle befindet sich im guten ökologischen Zustand;
- 2,01 – 2,50 ➤ Die Probestelle befindet sich im mäßigen ökologischen Zustand;
- 1,51 – 2,00 ➤ Die Probestelle befindet sich im unbefriedigenden ökologischen Zustand;
- ≤ 1,50 ➤ Die Probestelle befindet sich im schlechten ökologischen Zustand.

Tab. 2-11: Klassifizierung des ökologischen Zustands anhand der Fischfauna

5 (sehr gut)	3 (gut)	1 (mäßig – schlecht)
A. Arten- und Gildeninventar		
1. Anzahl der typspezifischen Arten: Alle Arten mit einem Referenzanteil $\geq 1\%$ gelten als typspezifische Arten		
Komplett vorhanden	Referenzanteil aller fehlenden Arten $\leq 2\%$	Referenzanteil mind. einer fehlenden Art $> 2\%$
2. Anzahl der Begleitarten: Alle Arten mit einem Referenzanteil $< 1\%$ gelten als Begleitarten		
$> 50\%$ vorhanden	10 bis 50 % vorhanden	$< 10\%$ vorhanden
3. Anzahl der anadromen und potamodromen Arten (gemäß Gildeneinteilung)		
Komplett vorhanden	$> 50\%$ vorhanden	$\leq 50\%$ vorhanden
4. - 6. Anzahl der Habitat-, Reproduktions- und Trophie-Gilden		
Alle Gilden mit einem Referenzanteil $\geq 1\%$ sind komplett vorhanden		Mindestens eine Gilde mit einem Referenzanteil $\geq 1\%$ fehlt
7. Vorhandensein referenzferner Arten (nur in Fließgewässern mit weniger als 10 Referenzarten) Die Art ist keine Referenzart und der Fischregionindex der Art (FRI) weicht vom Fischregionindex der Referenzbiozönose (FRI_{ges}) (siehe Parameter 16) ab: $FRI_{ges} \leq 4,0$ – Abweichung $FRI > 0,9$ $FRI_{ges} 4,01$ bis $4,5$ – Abweichung $FRI > 0,7$ $FRI_{ges} 4,51$ bis $5,0$ – Abweichung $FRI > 0,55$ $FRI_{ges} 5,01$ bis $5,5$ – Abweichung $FRI > 0,45$		
		Mindestens eine referenzferne Art ist vorhanden
8. - 10. Vorhandensein referenzferner Habitat-, Reproduktions- und Trophie-Gilden (nur in Fließgewässern mit weniger als 10 Referenzarten)		
		Mindestens eine referenzferne Gilde ist vorhanden

5 (sehr gut)	3 (gut)	1 (mäßig – schlecht)
B. Arten- und Gildenabundanz		
11. Abundanz der Leitarten: Alle Arten mit einem Referenzanteil $\geq 5\%$ gelten als Leitarten; jede Leitart wird dabei gesondert bewertet		
< 25 % Abweichung vom Referenzanteil	25-50 % Abweichung vom Referenzanteil	> 50 % Abweichung vom Referenzanteil
12. Barsch/Rotaugenabundanz: (nur in Fließgewässern mit mehr als 10 Referenzarten) Dies entspricht den relativen Abundanzen (% Anteile) von Barsch und Rotaugen an der Gesamtzönose		
< als die Barsch/ Rotaugen-abundanz der Referenz x 2	\leq als die Barsch/ Rotaugen-abundanz der Referenz x 3	> als die Barsch/ Rotaugen-abundanz der Referenz x 3
13. Anteil der Habitatgilden (rheophile/stagnophile), der Reproduktionsgilden (lithophile, psammophile, phytophile) und der Trophiegilden (invertivore, omnivore, piscivore): x = 6 bei Referenzanteil der betreffenden Gilde > 40 %, x = 15 bei Referenzanteil der betreffenden Gilde $\geq 10\%$ bis $\leq 40\%$ x = 25 bei Referenzanteil der betreffenden Gilde < 10 %		
< x % Abweichung vom Referenzanteil	x bis 3x % Abweichung vom Referenzanteil	> 3x % Abweichung vom Referenzanteil
13. Anteil der omnivoren Trophiegilden: x = 6 und Y = 3 bei Referenzanteil der omnivoren Gilde > 40 %, x = 15 und Y = 6 bei Referenzanteil der omnivoren Gilde $\geq 10\%$ bis $\leq 40\%$ x = 25 und Y = 15 bei Referenzanteil der omnivoren Gilde < 10 %		
Weniger als -x % oder weniger als +y % Abweichung vom Referenzanteil	-x bis -3x % oder +y bis +3y % Abweichung vom Referenzanteil	Mehr als -3x % oder mehr als +3y % Abweichung vom Referenzanteil
13. Anteil der piscivoren Trophiegilden:		
< 20 % Abweichung vom Referenzanteil	20 bis 40 % Abweichung vom Referenzanteil	> 40 % Abweichung vom Referenzanteil
C. Altersstruktur		
14. Reproduktionsnachweis (0+ Altersstadien) von Leitarten Die Klassifizierung erfolgt bei allen Leitarten in Bezug auf den Anteil ihrer Altersklasse 0+ am jeweiligen Gesamtfang. Bei Leitarten mit Gesamtfängen von 1 bis 10 Individuen entfällt jedoch die Bewertung, da dann kein ausreichender Gesamtnachweis für eine quantitative Beurteilung erbracht wurde. Jede Leitart wird gesondert bewertet. Die Klassifizierungsergebnisse für alle Leitarten werden zu einem Gesamtmittel verrechnet.		
Anteile der 0+ Altersstadien 30 bis 70 %	Anteile der 0+ Altersstadien 10 bis < 30 % oder > 70 - 90 %	Anteile der 0+ Altersstadien < 10 % oder > 90 %

5 (sehr gut)	3 (gut)	1 (mäßig – schlecht)
D. Migration		
<p>15. Migrationsindex MI (bei $MI_{Ref} > 1$ und ohne Berücksichtigung des Aals, da besatzgeprägt):</p> $MI = \frac{1 \cdot n_K + 2 \cdot n_{K-M} + 3 \cdot n_M + 4 \cdot n_{M-L} + 5 \cdot n_L}{n_{ges}}$ <p> n_K = Anzahl der Individuen aller Arten mit Ortswechsel über kurze Distanzen n_{K-M} = Anzahl der Individuen aller Arten mit Ortswechsel über kurze bis mittlere Distanzen n_M = Anzahl der Individuen aller Arten mit Ortswechsel über mittlere Distanzen n_{M-L} = Anzahl der Individuen aller Arten mit Ortswechsel über mittlere bis lange Distanzen n_L = Anzahl der Individuen aller Arten mit Ortswechsel über lange Distanzen </p>		
Abweichung $> MI_{Ref} - 0,25(MI_{Ref} - 1)$	$MI_{Ref} - 0,25(MI_{Ref} - 1) \geq$ Abweichung \geq $MI_{Ref} - 0,5(MI_{Ref} - 1)$	Abweichung $<$ $MI_{Ref} - 0,5(MI_{Ref} - 1)$
E. Fischregion		
<p>16. Fischregionsindex FRI_{ges}</p> $FRI_{ges} = \frac{\sum_{i=1}^k \left(FRI_i \cdot \frac{n_i}{S^2_i} \right)}{\sum_{i=1}^k \frac{n_i}{S^2_i}}$ <p> FRI_i = Fischregionsindex der Art i S^2_i = Fischregionsvarianz der Art i n_i = Individuenzahl der Art i $p3$ = Auftrittswahrscheinlichkeit im Epirhithral $p4$ = Auftrittswahrscheinlichkeit im Metarhithral $p5$ = Auftrittswahrscheinlichkeit im Hyporhithral $p6$ = Auftrittswahrscheinlichkeit im Epipotamal $p7$ = Auftrittswahrscheinlichkeit im Metapotamal $p8$ = Auftrittswahrscheinlichkeit im Hypopotamal </p> $FRI_i = \frac{p3 \cdot 3 + p4 \cdot 4 + \dots + p8 \cdot 8}{12}$ $S^2_i = \frac{p3 \cdot (3 - FRI_i)^2 + p4 \cdot (4 - FRI_i)^2 + \dots + p8 \cdot (8 - FRI_i)^2}{11}$		
a) Referenz- $FRI_{ges} \leq 5,7$: Abweichung $\leq -0,02 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 0,365$ b) Referenz- $FRI_{ges} > 5,7$: Abweichung $\leq -0,1 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 0,82$	a) Referenz- $FRI_{ges} \leq 5,7$: $-0,02 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 0,365 <$ Abweichung \leq $-0,04 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 0,73$ b) Referenz- $FRI_{ges} > 5,7$: $-0,1 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 0,82 <$ Abweichung \leq $-0,2 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 1,64$	a) Referenz- $FRI_{ges} \leq 5,7$: Abweichung $> -0,04 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 0,73$ b) Referenz- $FRI_{ges} > 5,7$: Abweichung $> -0,2 \text{ Ref.} - FRI_{ges} + 1,64$

5 (sehr gut)	3 (gut)	1 (mäßig – schlecht)
F. Dominante Arten		
17. Leitartenindex (LAI): (nur für Fließgewässer mit ≥ 10 Referenzarten)		
Artenzahl mit einem Anteil $\geq 5\%$ in der Probenahme und Referenz $\text{LAI} = \frac{\text{Artenzahl mit einem Anteil } \geq 5\% \text{ in der Probenahme und Referenz}}{\text{Artenzahl mit einem Anteil } \geq 5\% \text{ in der Referenz (Anzahl Leitarten)}}$		
LAI = 1	LAI $\geq 0,7$	LAI $< 0,7$
18. Community Dominance Index (CDI): (nur für Fließgewässer mit ≥ 10 Referenzarten)		
CDI ist die Summe der relativen Häufigkeiten (Anteile) der beiden häufigsten Arten		
a. Fließgewässer mit 10 bis 24 Referenzarten: CDI $< 0,5$	a. Fließgewässer mit 10 bis 24 Referenzarten: CDI = 0,5 bis 0,65	a. Fließgewässer mit 10 bis 24 Referenzarten: CDI $> 0,65$
b. Fließgewässer mit ≥ 25 Referenzarten: CDI $< 0,4$	b. Fließgewässer mit ≥ 25 Referenzarten: CDI = 0,4 bis 0,5	b. Fließgewässer mit ≥ 25 Referenzarten: CDI $> 0,5$
Gesamtindividuendichte (Experteneinschätzung für Gewässer mit < 10 Referenzarten)		
Zur Beurteilung der im Rahmen der Probenahme nachgewiesenen Gesamt-Individuendichte stehen zwei Optionen zur Verfügung:		
<ol style="list-style-type: none"> 1. Die nachgewiesene Gesamt-Individuendichte ist aufgrund anthropogener Beeinträchtigungen stark verringert (KO-Kriterium für die Bewertung). 2. Die nachgewiesene Gesamt-Individuendichte spiegelt keine anthropogenen Beeinträchtigungen wider bzw. liegt im Rahmen des für den beprobten Fließgewässertyp üblichen Wertes. 		
Sofern durch das Expertenurteil eine aufgrund anthropogener Beeinträchtigungen zu geringe Gesamt-Individuendichte bescheinigt wird (Punkt 1), ist das Erreichen des guten ökologischen Zustands nicht mehr möglich. In diesem Fall erfolgt eine Abwertung der betreffenden Probestelle wie folgt:		
<ul style="list-style-type: none"> • Probestellen, die normalerweise ein Bewertungsergebnis $\hat{=} 2,50$ erzielen würden, werden auf einen Wert von 2,25 abgewertet und erreichen damit nur noch den mäßigen ökologischen Zustand. • Probestellen, die normalerweise ein Bewertungsergebnis $< 2,50$ aber $\geq 1,25$ erzielen würden, werden um 0,25 abgewertet. • Probestellen, die normalerweise ein Bewertungsergebnis $< 1,25$ erzielen würden, werden auf einen Wert von 1,00 abgewertet. 		

Gesamtbewertung

Entsprechend der indizierten Belastung erfolgt durch Mittelwertberechnungen der jeweiligen Einzelparameter zunächst die Bewertung der sechs Qualitätsmerkmale A-F.

Die Gesamtbewertung des Untersuchungsbereichs erfolgt dann mit unterschiedlicher Gewichtung der verschiedenen Qualitätsmerkmale (siehe Abb. 2.10):

$$\text{ökologischer Zustand} = \frac{\emptyset A + \emptyset B + \emptyset C + \emptyset(D + E + F)}{4}$$

Gesamtergebnis: 3,76 – 5,00 = sehr guter Zustand

2,51 – 3,75 = guter Zustand

2,01 – 2,50 = mäßiger Zustand

1,51 – 2,00 = unbefriedigender Zustand

1,00 – 1,50 = schlechter Zustand

Auch für die Ermittlung des ökologischen Zustands anhand der Fischfauna steht bereits eine Auswertesoftware auf Excel-Basis zur Verfügung (Version 8.0).

Voraussetzung für die Anwendung (und Bewertung) ist aber die Kenntnis und Eingabe der jeweiligen Referenz (Abb. 2-11) sowie die Angabe des Befischungsergebnisses mit Anzahl der gefangenen Individuen je Art einschließlich der Zahl der 0+-Stadien (siehe Abb. 2.12).

Sowohl die Ergebnisse der verschiedenen Einzelmetriken als auch die ermittelte ökologische Zustandsklasse wird dann im Tabellenblatt „Bewertung“ angezeigt (Abb. 2-13).

Referenz-Fischzönose			
Gewässersystem:	<input type="radio"/> Donau <input checked="" type="radio"/> Nord- oder Ostseezufluss	Aktueller Gesamtwert: 100,0 %	
Gewässer:	Jossa/Burgjoss WK: HE 24484		
Referenz (Bezeichnung):	Jossa von Pfaffenhausen bis Burgjos		
Art:	FRI	Referenz-Anteil [%]	Zusammensetzung der Referenz-Fischzönose:
Aal	6,67		
Aland, Nerfling	6,83		Gesamtartenzahl der Referenz-Fischzönose:
Äsche	4,92		a) typspezifische Arten, Anzahl:
Atlantischer Lachs	5,00		davon Leitarten, Anzahl:
Atlantischer Stör	7,17		b) Begleitarten, Anzahl:
Bachforelle	3,75	60,0	c) anadrome und potamodrome Arten, Anzahl:
Bachneunauge	4,58	16,0	d) FRI für referenzferne Arten: < 3,36 oder > 4,76
Bachsäibling	3,50		e) Habitatgilden ≥ 1%, Anzahl:
Barbe	6,08		f) Reproduktionsgilden ≥ 1%, Anzahl:
Barsch, Flussbarsch	6,92		g) Trophiegilden ≥ 1%, Anzahl:
Bitterling	6,50		(2) Artenabundanz und Gildenverteilung (relative Anteile):
Blaubandbärbling	6,42		a) Leitarten:
Brachse, Blei	7,00		1. <i>Bachforelle</i>
Döbel, Aitel	5,83		2. <i>Bachneunauge</i>
Donausteinbeißer	5,50		3. <i>Groppe, Mühlkoppe</i>
Dreist. Stichling (Binnenform)	7,17		
Dreist. Stichling (Wanderform)	7,17		
Elritze	5,00	4,0	b) Barsch/Rotaugenabundanz:
Finke	7,75		
Flunder	7,50		
Flussneunauge	5,17		
Frauennerfling	5,83		
Giebel	6,75		
Goldsteinbeißer	6,00		
Groppe, Mühlkoppe	4,17	16,0	

Abb. 2-11: Exceltabelle aus fiBs zur Eingabe der entsprechenden Referenz

Ergebnisse der Probenahmen										
Gewässer:	Jossa/Burgjoss WK: HE 24484									
Probestelle:	Jossa, unterhalb Sahlensee 24484 ab 187						Ø Gewässerbreite:		5 m	
Beprobte Streckenlängen (in m):	Probenahme 1		Probenahme 2		Probenahme 3		gepoolter Gesamtfang			
	watend	Boot	watend	Boot	watend	Boot	watend	Boot		
	100		100		100		300			
gesamt Breite:	→		→		→					
rechtes Ufer:	→		→		→					
linkes Ufer:	→		→		→					
	Datum:	23.8.2004	Datum:	23.8.2004	Datum:	23.8.2007	Zeitraum:			
	☑ poolen		☑ poolen		☑ poolen	23.8.2004 – 23.8.2007				
Art	gesamt [n _{ges}]	davon 0+ [n ₀₊]	gesamt [n _{ges}]	davon 0+ [n ₀₊]	gesamt [n _{ges}]	davon 0+ [n ₀₊]	gesamt [n _{ges}]	davon 0+ [n ₀₊]	Gemäß Probenahme	
Aal	8	0	1	0			9		(1) Arten- und Gildeninventar Gesamtartenzahl: a) davon nachgewiesene typ: davon nachgewiesene Lei höchster Referenz-Anteil : b) nachgewiesene Begleitart: c) nachgew. anadrome u. pot e) nachgewiesene Habitatgilc f) nachgew. Reproduktionsgi g) nachgewiesene Trophiegil	
Aland, Nerfling										
Äsche	20	12	13	2	19	0	52	14		
Atlantischer Lachs										
Atlantischer Stör										
Bachforelle	123	32	134	45	57	4	314	81		
Bachneunauge	28	4	45	16	134	23	207	43		
Bachsäibling										
Barbe										
Barsch, Flussbarsch										
Bitterling										
Blaubandbärbling										
Brachse, Blei										
Döbel, Aitel										
Donausteinbeißer										
Dreist. Stichling (Binnenform)										
Dreist. Stichling (Wanderform)										
Elritze										
									(2) Artenabundanz und Gild a) Leitarten: 1. <i>Döbel, Aitel</i> 2. <i>Elritze</i> 3. <i>Gründling</i> 4. <i>Hasel</i>	

Abb. 2-12: Exceltabelle aus fiBs zur Eingabe der Befischungsergebnisse

Qualitätsmerkmale und Parameter		Referenz	nachgewiesen	Kriterien für			Bewertungsgrundlage	Bewertung
				5	3	1		
Fischbasierte Bewertung (Fließgewässer mit < 10 Referenz-Arten)		Gewässer: Jossa/Burgjoss WK: HE 24484						
		Probestelle: Jossa, unterhalb Sahlensee 24484_ab_187						
Referenz (Bezeichnung): Jossa von Pfaffenhausen bis Burgjos				Beprobungszeitraum: 23.8.2004 – 23.8.2007				
Gepoolte Probenahmen: 3				Beprobte Streckenlängen:				
Gesamt-Individuenzahl: 716				über die gesamte Breite:			300 m	
Gesamt-Individuendichte: 4773 Ind./ha				entlang der Ufer:			0 m	
(1) Arten- und Gildeninventar:							2,50	
a)	Typspezifische Arten (Referenz-Anteil ≥ 1 %)	5	4	100 %	< 100 % und ≤ 0,02	< 100 % und > 0,02	80,0 %	1
	Anzahl	5	4					
	Höchster Referenz-Anteil aller nicht nachgew. Typspezif. Arten	entfällt	0,040	entfällt			0,040	
b)	Anzahl Begleitarten (Referenz-Anteil < 1 %)	0	0				entfällt	
c)	Anzahl anadromer und potamodromer Arten	0	0				entfällt	
d)	Anzahl referenzferner Arten	0	3	entfällt	entfällt	> 0	3	1
e.1)	Anzahl Habitatgilden ≥ 1 %	1	1	100 %	entfällt	< 100 %	100,0 %	5
e.2)	Anzahl referenzferner Habitatgilden	0	1	entfällt	entfällt	> 0	1	1
f.1)	Anzahl Reproduktionsgilden ≥ 1 %	3	3	100 %	entfällt	< 100 %	100,0 %	5
f.2)	Anzahl referenzferner Reproduktionsgilden	0	1	entfällt	entfällt	> 0	1	1
g.1)	Anzahl Trophiegilden ≥ 1 %	3	3	100 %	entfällt	< 100 %	100,0 %	5
g.2)	Anzahl referenzferner Trophiegilden	0	1	entfällt	entfällt	> 0	1	1
(2) Artenabundanz und Gildenverteilung:							4,14	
a)	Abundanz der Leitarten (≥ 5 % Referenz-Anteil)			Abweichung:	Abweichung:	Abweichung:	Abweichung:	
	1. Bachforelle	0,600	0,439	↑	↑	↑	26,9 %	3
	2. Bachneunauge	0,160	0,289	↑	↑	↑	80,7 %	1
	3. Groppe, Mühlkoppe	0,160	0,130	↓	↓	↓	18,8 %	5
		2,000		< 25 %	25 – 50 %	> 50 %		
		2,000						
		2,000						
		2,000						
		2,000						
		2,000						
		2,000						
b)	Barsch/Rotaugen-Abundanz	0,000	0,000				entfällt	
c)	Gildenverteilung			Abweichung:	Abweichung:	Abweichung:	Abweichung:	
I)	Habitatgilden:			< 6 %	6 – 18 %	> 18 %		
	Rheophile	1,000	0,987				1,3 %	5
	Stagnophile	0,000	0,000				entfällt	
II)	Reproduktionsgilden:			< 6 %	6 – 18 %	> 18 %		
	Lithophile	0,800	0,816				2,0 %	5
	Psammophile	0,040	0,042	< 25 %	25 – 75 %	> 75 %	4,7 %	5
	Phytophile	0,000	0,000				entfällt	
III)	Trophiegilden:			< 15 %	15 – 45 %	> 45 %		
	Invertivore	0,240	0,244				1,8 %	5
	Omnivore	0,000	0,010				entfällt	
	Piscivore:	0,000	0,000				entfällt	
(3) Altersstruktur (Reproduktion):							3,00	
0+	Anteile der Leitarten (≥ 5% Referenz-Anteil)			Anteil:	Anteil:	Anteil:	Anteil:	
	1. Bachforelle (Gesamtfang: 314 Ind.)	> 0,300	0,258	↑	↑	↑	25,8 %	3
	2. Bachneunauge (Gesamtfang: 207 Ind.)	> 0,300	0,208	↑	↑	↑	20,8 %	3
	3. Groppe, Mühlkoppe (Gesamtfang: 93 Ind.)	> 0,300	0,129	↓	↓	↓	12,9 %	3
				30 – 70 % bei mind. 10 nachgew. Individuen	10 – < 30 % oder > 70 – 90 % bei mind. 10 nachgew. Individuen	< 10 % oder > 90 % bei mind. 10 nachgew. Individuen oder Art nicht nachgewiesen (k. N.)		
(4) Migration:							5,00	
	Migrationsindex, MI (ohne Aal)	1,160	1,293	> 1,120	1,08 – 1,12	< 1,080	1,293	5
(5) Fischregion:							5,00	
	Fischregions-Gesamtindex, FRI _{ges}	4,06	4,25	Abweichung: < 0,28	Abweichung: 0,28 – 0,57	Abweichung: > 0,57	Abweichung: 0,20	5
(6) Dominante Arten:							5,00	
	Leitartenindex, LAI	1	1,000	1	≥ 0,7	< 0,7	1,000	5
Gesamtbewertung							3,66	
Ökologischer Zustand							Gut	
Ecological Quality Ratio (EQR)							0,67	

Abb. 2-13: Exceltabelle aus fiBs mit Ansicht der Ergebnisse
(Einzelergebnisse und Klassifikation des ökologischen Zustands)