



**Bund/Länder-
Arbeitsgemeinschaft
Wasser**



**Verfahrensanleitung für
die ökologische Bewertung
von Fließgewässern zur
Umsetzung der EG-Wasser-
rahmenrichtlinie:
Makrophyten und Phyto-
benthos**

Phylib Fließgewässer

Stand Juli 2024

Dr. Antje Gutowski

Dr. Doris Stelzer

Dr. Ilka Schönfelder

Dr. Andreas Müller

Basierend auf der Verfahrensanleitung vom 13.08.2012

Fördergeber	Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA, Projekt O 6.23)
Fördernehmer	chromgruen Planungs- und Beratungs- GmbH & Co. KG, Velbert
Projektbetreuung	Kerstin Jenemann, LfULG Sachsen
Fachliche Begleitung	LAWA-EK Biologische Bewertung und Interkalibrierung und Phylib-FG Beirat
Bearbeitung	Dr. Antje Gutowski Dr. Doris Stelzer Dr. Ilka Schönfelder Dr. Andreas Müller

Zitiervorschlag:

GUTOWSKI et al. (2024): Verfahrensanleitung für die ökologische Bewertung von Fließgewässern zur Umsetzung der EG-Wasserrahmenrichtlinie: Makrophyten und Phytobenthos. Phylib Fließgewässer.

Grundlagen:**Makrophyten, Diatomeen und Phytobenthos, Stand Januar 2012****Verfahrensanleitung für die ökologische Bewertung von Fließgewässern zur Umsetzung der EG-Wasserrahmenrichtlinie: Makrophyten und Phytobenthos. Phylib. Version 13.08.2012**

Auftragnehmer	Bayerisches Landesamt für Umwelt
Projektleitung	Dr. Jochen Schaumburg, Bayerisches Landesamt für Umwelt
Koordination	Dipl.-Biol. Christine Schranz, Bayerisches Landesamt für Umwelt
Makrophyten	Dr. Doris Stelzer, Hohenbrunn-Riemerling
Diatomeen	Dr. Andrea Vogel, Hechendorf
Phytobenthos	Dr. Antje Gutowski, AlgaLab, Bremen

Mit Textbeiträgen von Dr. Klaus van de Weyer, lanaplan, Nettetal & DR. Uwe Koenzen et al., Planungsbüro Koenzen

Über diese Verfahrensanleitung hinausgehende Informationen zur Vorgehensweise bei der Entwicklung des Verfahrens finden sich in SCHAUMBURG et al. 2004, SCHAUMBURG et al. 2005, SCHAUMBURG et al. 2007 und SCHAUMBURG et al. 2012, https://www.lfu.bayern.de/wasser/gewaesserqualitaet_seen/phylib_deutsch/publikationen/index.htm

Fließgewässer-Phytobenthos Überarbeitung des Trophie- und Saprobie-Bewertungssystems nach ROTT et al. 1997, 1999

Herausgeber	Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft, Wien 2016
Bearbeitung	Dr. Peter Pfister, ARGE Limnologie GesmbH, Innsbruck Dr. Gabriele Hofmann, Glashütten MSc. Gregor Ehrensperger, Innsbruck

Weiterentwicklung der biologischen Bewertungsverfahren zur EG-Wasserrahmenrichtlinie (EG-WRRRL) unter besonderer Berücksichtigung der Großen Flüsse (UBA Texte 23/2020)

Fachliche Betreuung	Dr. Jens Arle, Umweltbundesamt, Berlin
Bearbeitung	Dr. Peter Rolauuffs, Prof. Dr. Daniel Hering, Universität Duisburg-Essen Dr. Ute Mischke, Leibniz-Institut für Gewässerökologie und Binnenfischerei, Berlin Dr. Antje Gutowski, AlgaLab, Bremen Dr. Gabriele Hofmann, Glashütten Dr. Martin Halle, umweltbüro essen Bolle & Partner GbR, Essen Robert Vogl, IRV-Software, Wien

Online-Version der Systeme zur biologischen Fließgewässerbewertung (UBA Texte 140/2021)

Fachliche Betreuung	Dr. Jens Arle, Umweltbundesamt, Berlin
Bearbeitung	Dr. Peter Rolauuffs, Jörg Strackbein, Prof. Dr. Daniel Hering, Universität Duisburg-Essen, Essen Dr. Ilka Schönfelder, Büro für Diatomeenanalyse, Neuenhagen Dr. Antje Gutowski, AlgaLab, Bremen Dr. Andreas Müller, chromgruen, Velbert

Überarbeitung, Teil Makrophyten, Stand: Dezember 2018**LAWA Projekt-Nr. O 9.16: Anpassung und Aktualisierung des Bewertungsverfahrens für die Phylib-Teilkomponente Makrophyten im Rahmen des Länderfinanzierungsprogramms „Wasser, Boden und Abfall“ 2016****LAWA-Projekt-Nr. O 1.17 „Weitere Arbeiten zur Aktualisierung des Bewertungsverfahrens der PHYLIB - Teilkomponente Makrophyten“ im Rahmen des Länderfinanzierungsprogramms „Wasser, Boden und Abfall“ 2017**

Auftraggeber	Bund-/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA)
Projektbetreuung	Eva Bellack, NLWKN Hildesheim (O 9.16), Kerstin Jenemann LfULG Sachsen (O1.17)
Auftragnehmer	Ianaplan GbR, Nettetal, vertreten durch Dr. Klaus van de Weyer
Typologie	Dr. Uwe Koenzen et al., Planungsbüro Koenzen
Makrophyten	Dr. Klaus van de Weyer, Ianaplan, Nettetal & Dr. Doris Stelzer, Hohenbrunn-Riemerling

Überarbeitung, Teil Diatomeen, Stand: Juli 2022**LAWA Projekt-Nr. O 6.20: Anpassung und Aktualisierung des Bewertungsverfahrens für die Phylib-Teilkomponente Diatomeen im Rahmen des Länderfinanzierungsprogramms „Wasser, Boden und Abfall“ 2020 - Diatomeen**

Auftraggeber	Bund-/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA)
Projektbetreuung	Kerstin Jenemann LfULG Sachsen
Auftragnehmer	chromgruen Planungsgesellschaft mbH, Velbert, vertreten durch Dr. Andreas Müller Büro für Diatomeenanalyse, Neuenhagen vertreten durch Dr. Ilka Schönfelder
Projektleitung	Dr. Andreas Müller, chromgruen, Velbert
Diatomeen	Dr. Ilka Schönfelder, Büro für Diatomeenanalyse, Neuenhagen unter Mitwirkung von Dr. Gabriele Hofmann, Glashütten und Dr. Lydia King, Freiburg

Überarbeitung und Zusammenführung Makrophyten, Diatomeen und Phytobenthos ohne Diatomeen, Stand März 2024**LAWA-Projekte-Nr. O 6.22 und O 6.23: Anpassung und Aktualisierung des Bewertungsverfahrens für die Phylib-Teilkomponente Diatomeen im Rahmen des Länderfinanzierungsprogramms „Wasser, Boden und Abfall“ 2022 und 2023**

Förderung	Bund-/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA)
Projektbetreuung	Kerstin Jenemann, LfULG Sachsen
Fördernehmer	chromgruen Planungsgesellschaft mbH, Velbert, vertreten durch Dr. Andreas Müller
Projektleitung	Dr. Andreas Müller, chromgruen, Velbert
PoD	Dr. Antje Gutowski, AlgaLab, Bremen
Diatomeen	Dr. Ilka Schönfelder, Büro für Diatomeenanalyse, Neuenhagen
Makrophyten	Dr. Doris Stelzer, Hohenbrunn-Riemerling unter Mitwirkung von Dr. Markus Paul (BfUL Sachsen), Dr. Julia Foerster (LANUV Nordrhein-Westfalen), Dr. Lydia King, Freiburg und Dr. Jörg Schönfelder (LfU Brandenburg)

Die Arbeiten zur Aktualisierung des Phylib-Fließgewässer-Verfahrens im Rahmen der LAWA-Projekte O 6.20, O 6.22 und O 6.23 wurden vom LAWA-EK „Biologische Bewertung der Fließgewässer und Interkalibrierung“ sowie einem projektbegleitenden Beirat intensiv begleitet. Dem „Beirat Phylib-Fließgewässer“ gehörten (z. T. zeitweise) an:

Dr. Yvonne Sakka (NI), Kerstin Jenemann (SN), Dr. Julia Foerster (NW), Dr. Matthias Wieczorek (RP), Ulrike Hamann (SH), Inga Kostelnik (SH), Dr. Markus Paul (SN), Martina Jährling (ST), Matthias Peise (TH), Dr. Andre Busch (TH), Dr. Jörg Schönfelder (BB), Dr. Petra Schilling (UBA), Christine Schranz (BY), Katharina Kätzel (BY), Petra Friedrich (BW), Katharina Roczen (HE), Eva Mehler (NI), Claudia Wolf (NI), Dr. Gabriele Eckartz-Vreden (NW), Dr. Mechthild Bannig (HE), Kristin Stolberg (BY), Jens Kroker (SN), Anastasia Kryvenda (SN), Michael Schäffer (RP), Annegret Holm (SH), Kerstin Wyrwa (TH)

Besonderer Dank gilt Frau Christine Schranz (Bayerisches Landesamt für Umwelt), die mit ihrem umfangreichen Wissen um die Verfahrensentwicklung bis 2012 zu einem reibungslosen Übergang zur Aktualisierung 2024 wesentlich beigetragen hat, sowie Frau Dr. Petra Schilling (Umweltbundesamt), die mit der Pflege der Bundestaxaliste eine DV-technische Verarbeitung der taxonomischen Befunde ermöglicht hat.

Inhaltsverzeichnis

1	Vorbemerkung	11
2	Probenahme und Ermittlung der Makrophyten & Phytobenthos-Biozönose	14
2.1	Arbeits- /Umweltschutz	14
2.2	Untersuchungszeitpunkt und Probenahmeplanung	16
2.2.1	Probenahmezeit	16
2.2.2	Auswahl der Probestelle	17
2.3	Freilandarbeiten und Dokumentation	18
2.3.1	Besonderheiten der Probenahme der Makrophyten	19
2.3.2	Besonderheiten der Probenahme bei den Diatomeen	23
2.3.3	Besonderheiten bei der Probenahme des Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)	27
2.4	Aufbereitung der Proben zur mikroskopischen Auswertung der Diatomeen	30
2.4.1	Präparation der Diatomeensuspension	31
2.5	Bestimmung, mikroskopische Analyse und Dokumentation	35
2.5.1	Makrophyten	35
2.5.2	Diatomeen	36
2.5.3	Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)	43
2.6	Eingabe in das DV-Tool	48
3	Bestimmung der biozönotischen Fließgewässertypen	50
3.1	Geochemische Prägung (silikatisch / karbonatisch)	50
3.2	Strömungstyp	54
4	Grundsätze der Bewertung	55
4.1	Bewertung Makrophyten	55
4.1.1	Referenzindex	55
4.1.2	Zusatzkriterien	56
4.1.3	Sicherungskriterien	57
4.2	Bewertung Diatomeen	58
4.2.1	Basismodul „Artenzusammensetzung und Abundanz“	58
4.2.2	Basismodul „Nährstoffbewertung“	60
4.2.3	Zusatzmodul „Versauerungszeiger“	61
4.2.4	Zusatzmodul „Versalzung“	61
4.2.5	Rote-Liste-Index	62
4.2.6	Normierung der Indizes unter Berechnung von EQR	63

4.2.7	Sicherungskriterien	63
4.2.8	Berechnung des EQR Nährstoffbewertung D	63
4.2.9	Ermittlung des Indexes Diatomeen durch Verschneidung der Module	63
4.3	Bewertung Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)	64
4.3.1	Biozönotische Fließgewässertypen PoD (überarbeitet)	64
4.3.2	Indikator Kategorien	65
4.3.3	Bewertungsindex	66
4.3.4	Sicherungskriterien	66
4.3.5	Indexgrenzen	66
5	Gesamtbewertung von Fließgewässern mit Makrophyten und Phytobenthos	68
5.1	Verschneidung der Metriken „Makrophyten“, „Diatomeen“ und „PoD“ und Ermittlung des Ergebnisses ohne Abwertungen	68
5.2	Abwertung des Bewertungsergebnisses wegen Versalzung oder Versauerung und Ausgabe der Zustandsklasse	69
6	Qualitätssicherung	70
6.1	Prüfung der Probenahme	70
6.2	Prüfung der Bestimmungsergebnisse	70
7	Plausibilisierung der Bewertungen	71
7.1	Plausibilisierung der Bewertung der Diatomeen	71
7.1.1	Zusätzliche Metriken	75
7.2	Plausibilisierung der Bewertung der Makrophyten	77
7.2.1	Allgemeine Plausibilisierungshilfen	77
7.2.2	Besonderheiten für die Bewertung von Typ Mg	78
7.3	Plausibilisierung der Bewertung des PoD	78
7.3.1	Allgemeine Plausibilisierungshilfen	78
7.3.2	Hilfen zur Interpretation der Ergebnisse des PoD	79
7.4	Grenzen des Bewertungsverfahrens	81
8	Allgemeine Literatur	83
9	Anhang	86
9.1	Materialien und Informationen für Probenahmen und Bestimmungen	87
9.1.1	Materialien für die Probenahme aller Teilkomponenten	87
9.1.2	Zusätzliche Materialien und Informationen für die Teilkomponente Makrophyten	87
9.1.3	Zusätzliche Materialien und Informationen für die Teilkomponente Diatomeen	93

9.1.4	Zusätzliche Materialien und Informationen für die Teilkomponente Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)	98
9.2	Zuordnung der biozönotischen Typen	105
9.2.1	Zuordnungsempfehlungen der Diatomeen-, PoD- und Makrophyten-Typen zu den LAWA-Typen	105
9.2.2	Übersicht von Alternativzuordnungen einiger problematischer Fließgewässertypen für Makrophyten	109

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Nahezu flächendeckende Diatomeenassoziation in 20 cm Wassertiefe auf einer Kiesbank (Foto: Ilka Schönfelder)	19
Abbildung 2: Beispiel für eine Stelle mit Helophytendominanz und ÖZK 4 (Foto: Doris Stelzer).....	21
Abbildung 3: Beispiel für eine naturnahe Stelle ohne Helophytendominanz und ÖZK 1-2 (Foto: Doris Stelzer).....	21
Abbildung 4: Beispiel einer Diatomeen-Probenahme durch Abkratzen mit einer Einmalzahnbürste (Fotos: BfUL Sachsen).....	25
Abbildung 5: Vitale und ausgereifte Diatomeenassoziation in ca. 5 cm Wassertiefe in einem Tieflandgewässer (Foto: Ilka Schönfelder).....	26
Abbildung 6: Aus dem Gewässer und in ein Becherglas überführte Rohprobe, Suspension nach Säurebehandlung und beschriftetes Dauerpräparat (Fotos: G. Hofmann).....	31
Abbildung 7: Schema einer wahrscheinkeitsbasierten Gaußkurven-Verteilung für die Abundanzanteile der Indikatoren der Kategorien A bis D, aufgetragen über den fiktiv als kontinuierlich angenommenen Ökologischen Zustandsklassen.....	67
Abbildung 8: Angaben der Prozentanteile der Summen der quadrierten Abundanz der vier Bewertungskategorien mit eingefügter Sparkline-Darstellung für zwei Probestellen.....	80

Tabellenverzeichnis:

Tabelle 1:	Häufigkeitsskala nach Kohler (1978).....	20
Tabelle 2:	Skala für prozentuale Häufigkeitsklassen der Abundanz nach SCHAUMBURG et al. (2004) im Feldprotokoll.	29
Tabelle 3:	Einschätzungen der mikroskopischen Abundanz.....	46
Tabelle 4:	Häufigkeitsschätzungen nach dem vollständigen Phylib – Verfahren.....	47
Tabelle 5:	Kriterien der geochemischen Prägung.....	51
Tabelle 6:	Vereinfachtes Schema der Zuordnung der allgemeinen Referenzarten zu den Diatomeentypen 1 – 13.....	59
Tabelle 7:	Umwandlung der prozentualen Häufigkeiten in Abundanzwerte.	62
Tabelle 8:	Schema der biozönotischen Fließgewässertypen für das PoD unter Angabe ihrer Zugehörigkeit zur Ökoregion , den LAWA-Typen und ihren typspezifischen Merkmalen.....	64
Tabelle 9:	Indexgrenzen für die Zuordnung der ökologischen Zustandsklasse.	69
Tabelle 10:	Abwertung der „Bewertung MPD (vor Abwertung)“ bei Versauerung.....	69
Tabelle 11:	Abwertung der „Bewertung MPD (vor Abwertung)“ bei Versalzung.....	69
Tabelle 12:	Klassifikation des Halobienindex in Phylib-FG 7 für die Typgruppen der Fließgewässer Deutschlands.....	74

1 Vorbemerkung

Für die Umsetzung der im Jahr 2000 in Kraft getretenen EG-Wasserrahmenrichtlinie (WRRL) wurde für die biologische Qualitätskomponente „Makrophyten und Phytobenthos“ das aus den drei Teilkomponenten „Makrophyten“, „Diatomeen“ und „Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)“ bestehende deutsche Bewertungsverfahren „Phylib“, unterstützt mit einer Förderung durch das Bundesministerium für Bildung und Forschung (BMBF), entwickelt (SCHAUMBURG et al. 2004). Erstmals wurde ein deutschlandweit gültiges Verfahren zur Beurteilung des ökologischen Zustands der benthischen Gewässerflora in Fließgewässern konzipiert, getestet und für die Länder mit einer anwendungsreifen Software (Phylib) bereitgestellt. In mehreren Schritten wurden aufgrund neuer Erkenntnisse aus dem stattfindenden Monitoring Ergänzungen und Verbesserungen vorgenommen (SCHAUMBURG et al. 2005, 2007, 2012). Heute ist Phylib fester Bestandteil des Ländermonitorings zur Umsetzung der Wasserrahmenrichtlinie.

Das Phylib-Verfahren wurde in den Jahren 2002 – 2004 zunächst anhand einer begrenzten Anzahl von Probestellen entwickelt und getestet (SCHAUMBURG et al. 2004). Für die Teilkomponente „Makrophyten“ wurden die Taxa zunächst in drei Indikator-Gruppen (A-, B-, C-Arten) eingeteilt. Die entstandenen Listen wurden durch Literaturwissen ergänzt. Bestehende Verfahren zur Indikation mit Algen wurden aufgegriffen, weiterentwickelt und ergänzt. Richtungsweisend waren damals vor allem die Arbeiten von ROTT et al. (1997, 1999), auf deren Ergebnissen im Entwicklungsprozess von Phylib für die Teilkomponenten „Diatomeen“ und „Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)“ aufgebaut werden konnte. Fachliche Details wurden seitdem anhand der bei der Anwendung gewonnenen Erfahrungen in zahlreichen Ergänzungen des als Desktopversion bereitgestellten Berechnungstools nachgetragen.

Die fachlichen Inhalte der Desktopversion Phylib 5.3.0 vom 16. Februar 2016 zur Bewertung von Flüssen und Seen wurden 2020 als technisch zukunftsfähige Online-Version Phylib-FG 6 für Fließgewässer neu programmiert und in das vom Umweltbundesamt geförderte Portal www.gewaesserbewertung.de eingebunden.

Die hier vorliegende Beschreibung des Verfahrens basiert auf der Verfahrensanleitung von 2012, den bis 2016 im Tool 5.3.0 umgesetzten Aktualisierungen sowie den fachlichen Weiterentwicklungen, die bis 2024 im Rahmen mehrerer durch das Umweltbundesamt (UBA), die Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA) und einzelne Länder finanziert wurden. Diese Weiterentwicklungen wurden im Zeitraum 2021 bis 2024 sukzessive in das Berechnungstool für Fließgewässer Phylib-FG 7 implementiert und getestet. Damit sind sie für die Bewertung der Fließgewässer nutzbar.

Prinzipiell erfolgt die Bewertung der drei Teilkomponenten konform zur Wasserrahmenrichtlinie unter Berücksichtigung der Nachweise von Artenzusammensetzung und Abundanz. Allerdings führte das Phylib-Verfahren schließlich für jede Teilkomponente zu etwas unterschiedlichen Vorgehensweisen, um zu einer Bewertung zu kommen, die bis heute im Grundsatz erhalten geblieben sind. Die Teilkomponenten Makrophyten und PoD arbeiten mit Indikator-Gruppen von sensiblen Referenzarten bis hin zu Störzeigern und einem Index, der die Abundanz der unterschiedlichen Gruppen miteinander in Beziehung stellt. Die Diatomeen arbeiten auch mit einer Metrik, die den Referenzartenanteil (und ab Phylib-FG 7 auch den Anteil bestimmter Störzeiger) als Grundlage nutzt. Teilkomponentenspezifisch

werden die Diatomeenergebnisse jedoch auch zur Berechnung von Indizes (Trophie-, Saprobieindex, Halobienindex, Anteil Versauerungszeiger, Anteil saprobietoleranter Taxa) genutzt, die Rückschlüsse auf bestimmte stoffliche Belastungen zulassen. Allen drei Teilkomponenten ist gemeinsam, dass sie Abweichungen der vorgefundenen Pflanzengesellschaft vom anthropogen ungestörten Referenzzustand bewerten, die als charakteristisch für den biozönotischen Typ jeder Teilkomponente angesehen werden.

Seit SCHAUMBURG et al. (2012) ergaben sich durch die Arbeiten von PFISTER et al. (2016) für Diatomeen und PoD veränderte fachliche Einschätzungen hinsichtlich der Indikatorwerte (Trophiewerte, Saprobiewerte, Gewichtungen).

Weiterhin wurden durch die Programme der Bundesländer zur Überwachung der Oberflächengewässer umfangreiche Daten zur Besiedlung der Fließgewässer in der Bundesrepublik Deutschland gesammelt. Diese ermöglichten für die in Deutschland vertretenen Ökoregionen eine raumbezogene Überprüfung sowohl der biozönotischen Gewässertypen, der Indikatoren und ihrer Indikationswerte als auch der Referenzbedingungen und Klassengrenzen des Phylib-Fließgewässer-Verfahrens.

Wichtige Arbeiten dazu wurden für die Teilkomponente „Makrophyten“ im Rahmen der LAWA-Projekte O 9.16 und O 1.17 hinsichtlich der Erfassung, Typisierung, Erweiterung der Indikatoreinstufung um eine vierte Gruppe (B⁺), Plausibilisierung der Bewertung und einer Normierung der Indexwerte durchgeführt. Im Zuge dieser Überarbeitung wurde erstmalig die Bewertung der großen Fließgewässer der Mittelgebirge nach Makrophytentyp Mg ermöglicht. Auch die Verfahrensleitung wurde für Makrophyten auf den Stand des Phylib-DV-Tools 5.3.0, Stand Dezember 2015, aktualisiert.

Für die Teilkomponenten Diatomeen und PoD wurden im Rahmen von Projekten des Umweltbundesamtes (UBA) Überarbeitungen durchgeführt und veröffentlicht (ROLAUFFS et al. 2020, 2021). Im Ergebnis kam es für das PoD zu einer Neugliederung der biozönotischen Gewässertypen und zu einer überarbeiteten Liste von Indikatoren. Für die Teilkomponente Diatomeen wurden zunächst die neuen Indikatorwerte nach PFISTER et al. (2016) in eine interne Arbeitsversion auf der Basis von Phylib-FG 6 implementiert, um auf dieser neuen technischen Grundlage aufbauend in den Folgeprojekten Indikatorenlücken erkennen und gezielt schließen zu können.

Aktualisierungen der Bundestaxaliste sind eingeflossen (SCHILLING 2020, ADDENDUM 2023). Der Stand der Bundestaxaliste ist bei der Aktualisierung des Berechnungstools für Phylib-FG stets zu berücksichtigen, damit das Tool die aktuell gültigen Taxa erkennen und verarbeiten kann.

Um eine Anpassung an die Anforderungen der Bewertungspraxis und Maßnahmenplanung zu erzielen, wurden in den LAWA-Projekten O 6.20, O 6.22 und O 6.23 die Ergebnisse der Vorgängerprojekte unter Prüfung aller drei Teilkomponenten zusammengeführt und über Testversionen des Berechnungstools Phylib-FG 7 in enger Zusammenarbeit mit Vertretern der Bundesländer weiterentwickelt.

Für die Makrophyten wurden neben der Bewertbarkeit des Gewässertyps Mg insbesondere die Vierstufigkeit der Indikatoreinstufung übernommen und die Berechnungsvorschriften der Zusatzkriterien mathematisch überarbeitet, um eine Linearisierung der Bewertungsergebnisse zu erreichen.

Für die Diatomeen wurden zum einen Berechnungsvorschriften der Vorgängerprojekte implementiert und Zusatzkriterien mathematisch überarbeitet, um eine Linearisierung der Bewertungsergebnisse zu erreichen. Zum anderen wurden für die Bewertung der Diatomeen typspezifische Klassengrenzen für

die neuen Indizes nach PFISTER et al. (2016) ermittelt, getestet und in die Anwendung Phylib-FG 7 implementiert. Im Modul „Artenzusammensetzung und Abundanz“ wurden die bislang abgestuften Abzüge bei Massenentwicklungen linear gestaltet und im Bereich starker stofflicher Belastungen eine fachlich besser begründete Trennung zwischen den Klassen 4 und 5 eingeführt. Unter den zahlreichen neuen Taxa der Bundestaxaliste 2020 wurden mehrere Referenzarten identifiziert und neu ins Verfahren aufgenommen. Die Bewertung der Diatomeen wird dadurch zuverlässiger.

Die Teilkomponente des PoD wurde hinsichtlich der bewertbaren biozönotischen Typen und der Möglichkeiten ihrer Bewertung wesentlich erweitert.

Für alle drei Teilkomponenten wurden anhand umfangreicher Daten aus den Ökoregionen Deutschlands zunächst durch die Autorinnen und Autoren und danach durch die Expertinnen und Experten der Bundesländer die Klassengrenzen des Bewertungsverfahrens getestet, überprüft, korrigiert und abgestimmt.

Durch den Abgleich der Einzelmodule konnte die Transparenz des Bewertungsvorgangs deutlich verbessert werden. In Phylib-FG 7 ermöglichen normierte Klassengrenzen eine bessere Vergleichbarkeit der Ergebnisse zwischen den Teilkomponenten und zwischen den biozönotischen Typen über sogenannte EQR-Werte (ecological quality ratios). Der Verschnitt der drei Teilkomponenten – soweit sie an einer Messstelle gesichert bewertbar sind – erfolgt nach wie vor gleichrangig.

Die Online-Anwendung Phylib-FG 7.0.0 basiert auf der Bundestaxaliste von Mai 2020, und es wurde sichergestellt, dass auch Synonyme, soweit sie in der Bundestaxaliste 2020 noch enthalten sind, mit den für die jeweilige Probe zutreffenden Häufigkeitsangaben weiterhin eingelesen werden können.

Das jeweils gültige Bewertungstool mit technischer Beschreibung sowie eine Liste aller Taxa mit den dort berücksichtigten Indikator- und Gewichtungswerten wird auf der Seite der Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung gestellt.

An gleicher Stelle ist ein Hinweis auf die durch das Tool lesbare Bundestaxaliste zu finden. Hier werden künftig auch technische und taxonomische Anpassungen dokumentiert, die zu Versionsanpassungen des Berechnungstools führen werden.

2 Probenahme und Ermittlung der Makrophyten & Phytobenthos-Biozönose

Im Mittelpunkt der Untersuchung steht der gesamte Pflanzenaspekt des Benthos eines Gewässerabschnitts mit den Teilkomponenten „Makrophyten“, „Diatomeen“ und „Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)“. Messstellen in Gewässertypen, für die noch nicht für jedes Modul ein Bewertungsverfahren entwickelt werden konnte und Probestellen, an denen nicht alle drei Teilkomponenten angetroffen werden, werden mit Hilfe der anderen Module bewertet.

Da sich die drei Teilkomponenten in der Indikation unterschiedlicher Beeinträchtigungen und deren Lokalisierung sowie im Zeithorizont der Belastungen ergänzen, muss bei weniger als drei untersuchten Teilkomponenten von einer geringeren Aussagekraft der Ergebnisse ausgegangen werden.

Für das PoD wurde zur Minimierung des Zeitaufwandes neben dem vollständigen Verfahren alternativ ein vereinfachtes Verfahren akzeptiert, das sich auf das makroskopisch sichtbare Phytobenthos beschränkt. Die Anwendung dieses Verfahrens führt allerdings in manchen Typen zu einer deutlich verringerten Anzahl an als gesichert anzusehenden Bewertungen (SCHAUMBURG et al. 2005). Die Probenahmen in beiden Verfahren können mit der vorliegenden Anleitung durchgeführt werden. Dabei wurden teilweise Hinweise aus dem Entwurf der CEN-Norm zur Beprobung von Phytobenthos in flachen Fließgewässern aufgenommen (DIN-EN 15708).

Die Bewertung basiert auf einer Probenahme jeder Teilkomponente pro Untersuchungsjahr. Die optimalen Zeitpunkte der Probenahme sind für die drei Teilkomponenten in den Ökoregionen etwas unterschiedlich. Eine gemeinsame Beprobung aller drei Teilkomponenten an einem Tag während der Haupt-Vegetationszeit im Hochsommer ist daher nicht für jeden Fließgewässertyp anzuraten und auch nicht für alle Kombinationen von Belastungen sinnvoll.

2.1 Arbeits- /Umweltschutz

Schon bei der Planung der Messnetze sind Betretungsverbote aufgrund von Schutzgebietsverordnungen, munitionsbelasteten Flächen, militärischen Liegenschaften und Industrieanlagen zu berücksichtigen. Gegebenenfalls sind temporär ausgesprochene Betretungsverbote zu beachten und das Messnetz anzupassen.

Weiterhin sind bei Planung und Durchführung der Probenahme geeignete Maßnahmen zu treffen, dass durch Anhaftung an Wathosen und Arbeitsgerät

- keine invasiven Arten weiterverbreitet werden,
- hochansteckende Krankheiten wie Krebspest und Salamanderpest nicht weiterverbreitet werden.

Grundsätzlich ist auch darauf zu achten, dass bei Probenahme, Bestimmung und Auswertung die Sicherheit und Gesundheit der Bearbeiterin/des Bearbeiters gewährleistet ist. Eigensicherung ist bei der Probenahme besonders wichtig. Hierzu gehören Schutzmaßnahmen gegenüber Verletzungsgefahr und Schutz vor Ertrinken durch Stürze ins Gewässer bzw. bei der Arbeit im Wasser durch Treibgut, Unterkühlung, Strömung, Sog, Steckenbleiben, Versinken, Abrutschen, plötzlichen Wasseranstieg und Wettergefahren (Sturm, Blitz). Unzureichende Kleidung, Ausrüstung, Sicherung oder mangelnde Beachtung von Ufereigenschaften bzw. Gewässerbedingungen, wie fehlende Sicht auf den Gewässergrund, Strömung, unsichere Zugangs- bzw. Ausstiegsmöglichkeiten bergen große Gefahren. Der Schutz vor Vollaufen der Wathosen, das Tragen von Rettungswesten und die Sicherung mit Hilfe von Seilen können bei diesen Arbeiten lebensrettend sein. Alleinarbeit am Gewässer stellt ein großes Risiko dar und ist nicht zulässig. Aber auch hygienische Bedingungen wie die Belastung eines Gewässers mit sehr hohem Abwasseranteil, episodischen hohen Abundanzen an Cercarien (Trematoden-Larven) im Wasser oder sehr hohen Abundanzen imaginaler Stechmücken sollten beachtet und Gefährdungen der Gesundheit mittels Arbeitsschutzkleidung reduziert werden. Wichtig sind auch Auswahl und Aufbewahrung der Probenahmegeräte. So sollte auf Bruchsicherheit der Probenahmegefäße und Sicherung scharfer Gegenstände wie Cutter-Messer vor Ortswechsel im Gewässer geachtet werden. Zu den Sicherungsmaßnahmen gehört auch, dass die Rettung von Verunfallten durch Benachrichtigung und Zugangsmöglichkeiten von Rettungsdiensten gewährleistet ist.

Für die Freilandarbeit sei auf das Merkblatt der Deutschen Vereinigung für Wasserwirtschaft, Abwasser und Abfall (DWA-M 630) zum „Arbeitsschutz bei der gewässerbezogener Freilandarbeit“ hingewiesen (<https://de.dwa.de/de/regelwerk-news-volltext/merkblatt-dwa-m-630-arbeitsschutz-bei-der-gew%C3%A4sserbezogenen-freilandarbeit.html>, Abrufdatum 02.04.2024). Bei Tauchkartierungen finden sich konkrete Präventionsmaßnahmen in der DGUV Regel 101-023 „Forschungstauchen“ (www.dguv.de/publikationen, Webcode: p101023 (Abrufdatum 03.05.2024)). Aus Umweltschutzgründen dürfen bei der Freilandarbeit auch keine Fixierungsmittel ins Gelände oder ins Gewässer gelangen. Wassergefährdende Abfälle sind daher sicher zu verwahren und entsprechend ihrer Gefahreinschätzung zu entsorgen.

Im Labor entstehen Gefahren teils durch die Arbeitsstoffe selbst, z. B. durch Einatmen, Verschlucken, Hautkontakt, Brand- bzw. Explosionsgefahr. Soweit mit Gefahrstoffen umgegangen wird, sind die geltenden gefahrstoffrechtlichen und berufsgenossenschaftlichen Anforderungen unbedingt zu beachten. Bei Arbeiten zur Vorbehandlung bzw. Präparation müssen daher die entsprechenden Laborordnungen eingehalten werden, in denen alle Maßnahmen, Regeln und Vorschriften der Arbeitssicherheit aufgeführt sein müssen. Dies betrifft die Ordnung und Sauberkeit am Arbeitsplatz, Schutzkleidung sowie die Aufbewahrung, der Umgang und die Entsorgung von Chemikalien und Gefahrstoffen. Wichtig sind auch eine wirksame Lüftung sowie Ausstattung und Prüfung von Erste-Hilfe- und Löscheinrichtungen. Besondere Gefahren bestehen für die in dieser Verfahrensanleitung beschriebenen Prozesse durch das Einatmen schädigender Dämpfe der Fixiermittel bei der Aufbereitung bzw. Analyse der Proben, dem durch Punktabsaugung am Mikroskop entgegengewirkt werden kann. Weiterhin bestehen Gefahren bei der Präparation der Diatomeenpräparate während der Aufbereitung der Suspension durch die unterschiedlichen Säurebehandlungen und die Einbettung des

Materials in Naphrax mit dem Lösemittel Toluol¹. Hier müssen entsprechende Sicherheitsmaßnahmen (Schutzkleidung, Augenschutz, Abzug, Lüften des Arbeitsraumes) eingehalten werden. Auf diese wird an entsprechender Stelle nochmals hingewiesen.

In Kapitel 9.1 werden die Gefahreneigenschaften der dort genannten Gefahrstoffe gemäß ihrer aktuellen Einstufung benannt. Diese können sich im Laufe der Zeit aufgrund neuerer toxikologischer Erkenntnisse ändern und sind jeweils anhand aktueller Sicherheitsdatenblätter der Chemikalienlieferanten zu ermitteln.

Bei der Bestimmungsarbeit ist auf eine ergonomische Arbeitsplatzgestaltung sowie eine ausgewogene Arbeitszeitgestaltung zu achten. So sollte in der Mikroskopier- und PC-Arbeit nach spätestens zwei Stunden pausiert werden und die tägliche Mikroskopierarbeit nicht mehr als fünf Stunden betragen.

2.2 Untersuchungszeitpunkt und Probenahmeplanung

2.2.1 Probenahmezeit

Findet eine gemeinsame Freilandhebung für alle drei Teilkomponenten statt, erfolgt diese im Sommer, zur Hauptvegetationszeit der Makrophyten. Dabei ist die Probenahme in der Niedrigwasserperiode nach mehrwöchig stabilen hydrologischen Bedingungen durchzuführen. Das letzte Hochwasser sollte wenigstens vier Wochen zurückliegen. Wurde ein Gewässer frisch unterhalten (Mahd, Räumung etc.), sollte die Untersuchung nicht durchgeführt werden. Eine Untersuchung kann nach ca. vier Wochen erfolgen.

Wird die Probenahme von Diatomeen und PoD unabhängig von der Makrophytenkartierung durchgeführt, kann der Zeitpunkt angepasst werden. Dabei ist der Zeitpunkt der idealen Ausprägung der Biozönose für jedes Gewässer nach den Gegebenheiten vor Ort festzulegen.

Für die Diatomeen sind die Zeiten der maximalen Biomasse-Entwicklung im Herbst bis zum Frühjahr in den Gewässern im Alpenvorland, im Mittelgebirge und im Norddeutschen Tiefland nicht geeignet, da die Gesellschaften zu dieser Zeit häufig von einer oder wenigen Arten (z. B. *Melosira varians*, *Cocconeis placentula*, *Navicula lanceolata*) in extremer Weise dominiert werden, was eine Bewertung erschwert oder verhindert.

In Fließgewässern mit ganzjährigem Abfluss im Alpenvorland, im Mittelgebirge und im Norddeutschen Tiefland ist die **Probenahme idealerweise in den Monaten Juli, August und September**

¹ **Toluol ist ein Gefahrstoff.** Er ist mit den Gefahrensätzen „Flüssigkeit und Dampf leicht entzündbar“, „Kann bei Verschlucken und Eindringen in die Atemwege tödlich sein“, „Verursacht Hautreizungen“, „Kann Schläfrigkeit und Benommenheit verursachen“, „Kann vermutlich das Kind im Mutterleib schädigen“, „Kann die Organe schädigen (Zentralnervensystem) bei längerer oder wiederholter Exposition (bei Einatmen)“ und „Schädlich für Wasserorganismen, mit langfristiger Wirkung“ eingestuft und mit den Zeichen GHS02, GHS07 und GHS08 zu kennzeichnen.

durchzuführen, in denen in der Regel artenreiche und diverse Gemeinschaften anzutreffen sind. In den durch ein alpines Abflussregime geprägten Gewässern stellt der Spätwinter den besten Zeitraum dar.

In sommertrockenen Fließgewässern im Mittelgebirge und im Norddeutschen Tiefland sollte die Probenahme der benthischen Algen im Mai durchgeführt werden, um lebende Assoziationen beproben zu können. Für diese Gewässer ist das Makrophyten-Bewertungsverfahren nicht konzipiert. In Einzelfällen kann geprüft werden, ob in Abhängigkeit von der Länge des Trockenfallens und des Makrophytenbewuchses eine Bewertung plausibel ist.

Einen weiteren Sonderfall stellen die versauerungsgefährdeten Bäche der Mittelgebirge dar. Zum Nachweis von Versauerungserscheinungen ist zusätzlich zur Probenahme im Hochsommer eine weitere Probenahme (nur für die Teilkomponente „Diatomeen“) zwei bis vier Wochen nach Ende der Schneeschmelze durchzuführen. Soll über die Bewertung nach WRRL hinaus eine Charakterisierung des Säurezustandes durchgeführt werden, ist eine zweite Probenahme in Zeiten geringer Abflüsse unerlässlich. Erst dadurch werden Aussagen darüber möglich, ob es sich um ein ganzjährig saures, ein periodisch saures oder ein unversauertes Gewässer handelt (vgl. CORING 1999). An Messstellen mit starken saisonalen Schwankungen des Versauerungsgeschehens sollten über das Jahr verteilt mehrere Proben untersucht werden.

Für die Diagnose des Versauerungszustandes im Tiefland ist eine einmalige Probenahme im Juni bis September zumeist ausreichend, weil die zur Versauerung führende Schwefelsäure, anders als im Gebirge, aus dem Grundwasser eingetragen wird und weniger über oberflächennahe Eintragspfade.

2.2.2 Auswahl der Probestelle

Die Probenahme sollte in einem in ökologischer Hinsicht homogenen Fließgewässer-Abschnitt durchgeführt werden. Das heißt, dass keine gravierenden Veränderungen hinsichtlich Fließgeschwindigkeit, Beschattung und Sedimentverhältnisse bzw. Umlandnutzung auftreten. Darüber hinaus dürfen keine wesentlichen Zuflüsse (z. B. Nebenbäche, Drainagen) im Bereich des Untersuchungsabschnitts in das Fließgewässer münden. Probestellen in der Nähe von Brücken oder Wehren sollten oberhalb der Verbauung bzw. des Rückstaubereiches und damit außerhalb des direkten Einflussbereiches erfolgen. Als Grenze zum Ufer hin gilt die Mittelwasserlinie.

Für die **Makrophyten** wird ein etwa **100 m** langer bzw. bei Bedarf auch längerer Abschnitt festgelegt. Werden abrupte Veränderungen in der Zusammensetzung der Makrophytenvegetation festgestellt, muss die Untersuchungsfläche begrenzt werden.

Innerhalb des Makrophytenabschnitts wird ein Bereich zur Probenahme der **Diatomeen** festgelegt. Dabei sind Bereiche mit extrem starker Strömung wie auch ufernahe Stillwasserzonen zu meiden. Ebenso sollten stark beschattete Gewässerabschnitte nicht berücksichtigt werden – es sei denn, sie sind charakteristisch für den zu untersuchenden Gewässerabschnitt und es stehen im zu beprobenden Gewässerabschnitt keine hinreichend belichteten Probestellen zur Verfügung.

In einem weiteren Bereich des Abschnittes wird für das **PoD** in Bächen ein **20 bis 50 m** langer und in Flüssen ein **50 bis 100 m** langer Abschnitt bestimmt. Besammelt wird die Sohle und der rechts- und linksseitige Uferabschnitt bis zur Mittelwasserlinie.

Die Lage der Probestellen jeder Teilkomponente sollte möglichst genau festgehalten werden, im Regelfall sollten die Koordinaten mittels eines GPS-Gerätes direkt ermittelt und notiert werden.

Problematisch ist die Beprobung von Fließgewässern im Tiefland mit Wassertiefen > 1 m oder mit Steilufern, die eine Begehung schwierig gestalten. Hier muss die Auswahl der Probestelle im Rahmen des regelmäßigen Routinemonitorings vor allem unter dem Aspekt der gefahrlosen Probenahme und der reproduzierbaren Zugänglichkeit erfolgen, was allerdings unter Umständen die Repräsentativität der Proben verringert.

2.3 Freilandarbeiten und Dokumentation

Grundlage für die Auswertung und die Interpretation der Ergebnisse ist die Dokumentation der Probenahme bzw. Kartierung.

Das Feldprotokoll beinhaltet die allgemeinen Kenngrößen zur Probestelle sowie hydrologische, chemisch-physikalische und strukturelle Parameter zur Charakterisierung der Probenahmestelle sowie Angaben zur Beschattung und Art der Kartierung. Es ist identisch mit dem „Feldprotokoll für Makrophyten und Phytobenthos in Fließgewässern“ aus Phylib 5.3.0 und steht bereit unter dem Link https://www.gewaesser-bewertung.de/media/feldprotokoll_fg_makrophyten_phytobenthos.pdf (Abrufdatum 05.04.2024).

Abweichungen von dieser Verfahrensanleitung und Angaben aller Umstände, die ggf. das Ergebnis beeinflussen, sollten im Feld- und Auswerteprotokoll bzw. im Bericht vermerkt werden. Die im Gelände in den Feldprotokollen aufgenommenen Originaldaten sollten den jeweiligen Bearbeiter(inne)n aller drei Teilkomponenten zugänglich sein.

Für eine Probenahme sollte der Gewässerabschnitt entgegen der Fließrichtung im Zickzack der Länge nach, soweit mit Wathosen möglich, abgewatet werden. Ein Sichtkasten ist zur Erkennung der Pflanzenbestände hilfreich. Stellen, die nicht komplett durchwatet und begutachtet werden können, sind nur annäherungsweise repräsentativ beprobbar. Falls nur das Ufer beprobt werden kann, wird dies im Protokoll vermerkt.

Alle notwendigen Materialien für die Probenahme werden im Anhang 9.1 genannt.

Alle Untersuchungen und Probenahmen sind möglichst schonend durchzuführen, es ist darauf zu achten, die Bestände der anderen Organismengruppen nicht zu zerstören. Daher findet die Probenahme der Diatomeen vor den Kartierungen der Makrophyten und des PoD statt.

An jeder Messstelle sollten mindestens drei Fotografien (gewässeraufwärts und -abwärts) sowie zusätzlich eine Aufnahme senkrecht ins Gewässer hinein aufgenommen werden. Es wird empfohlen, ergänzend auch Fotos charakteristischer Pflanzenbestände sowie der beprobten Substrate anzufertigen, um das Ausmaß eventueller Massenentwicklungen oder Charakteristika von Algenbelägen zu dokumentieren. Bewährt hat sich dabei der Einsatz einer wasserdichten Kamera oder eines Circular-Polarisationsfilters am Objektiv, durch den störende Reflexionen minimiert werden (Abbildung 1).

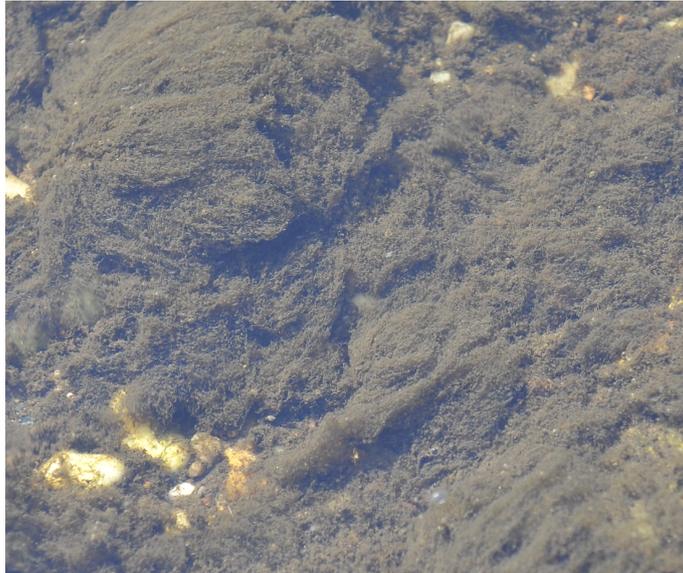


Abbildung 1: Nahezu flächendeckende Diatomeenassoziation in 20 cm Wassertiefe auf einer Kiesbank (Foto: Ilka Schönfelder).

2.3.1 Besonderheiten der Probenahme der Makrophyten

2.3.1.1 Kartierung

Die Kartierung der Makrophytenvegetation umfasst alle submersen sowie unter der Mittelwasserlinie wurzelnden makrophytischen Wasserpflanzen (Characeen, Wassermoose und Gefäßpflanzen). Offensichtlich angeschwemmte Arten werden nicht berücksichtigt. Die Determination der Arten erfolgt, soweit möglich, vor Ort mit Hilfe einer Lupe (10-fache bis 20-fache Vergrößerung). Ist eine Ansprache auf Artniveau im Gelände nicht möglich, werden die Pflanzen in beschrifteten Gefrierbeuteln mit wenig Wasser kühl gelagert und zur späteren Bestimmung mitgenommen (siehe Kapitel 2.5.1).

Tiefe, unzugängliche Fließgewässer werden vom Rand aus untersucht, indem soweit wie möglich in den Fluss hineingewatet und der Gewässergrund sorgfältig abgereicht wird. Bei großer Tiefe und/oder hohem Trübungsgrad werden die Pflanzen mittels eines ausziehbaren Rechens kartiert. In nicht durchwatenbaren Fließgewässern sollte ein Boot eingesetzt bzw. eine Tauchkartierung durchgeführt werden.

Alle gefundenen Arten werden im Feldprotokoll mit ihrer Pflanzenmenge (Tabelle 1) notiert. Von anderen existierenden Erhebungsmethoden wird dringend abgeraten, da das vorliegende Bewertungsverfahren anhand von Daten entwickelt wurde, welche mit der hier beschriebenen Kohler-Skala erhoben wurden.

Tabelle 1: Häufigkeitsskala nach Kohler (1978).

Wert	Beschreibung
1	sehr selten, ≤ 3 Pflanzen
2	selten, > 3 Pflanzen, unbedeutende Deckung
3	verbreitet, große Pflanzenanzahl
4	häufig
5	sehr häufig bis massenhaft

Soll zusätzlich zur Bewertung nach Phylib-FG die Auswertung nach einem alternativen Bewertungsverfahren erfolgen, das eine andere Mengenschätzung erfordert, muss diese Schätzung zusätzlich erfolgen. Dies gilt auch für die Umrechnung von Deckungsprozenten in die Abundanzstufen nach KOHLER (1978). Die Berücksichtigung von Häufigkeitsklassen bzw. Deckungsgraden basiert auf sehr unterschiedlichen Herangehensweisen, die z. B. die räumliche Ausdehnung der verschiedenen Taxa sehr unterschiedlich berücksichtigen. Insbesondere die Wuchshöhe wird bei der bloßen Ermittlung von Deckungsgraden gar nicht erfasst. Auch existieren verschiedene Skalen für die Schätzung von Deckungsgraden in Prozent und sehr unterschiedliche und nur z. T. veröffentlichte Vorschläge zur Überführung von Deckungsgraden in Häufigkeitsklassen. Die Bewertungsergebnisse differieren daher mehr oder weniger stark.

Zusätzlich werden Angaben zur Wuchsform (aquatisch oder emers) der Pflanzen notiert. Arten, die sowohl in aquatischer (also submerser bzw. flutender) als auch emerser Wuchsform vorkommen, werden dreimal erfasst; je einmal getrennt nach Art und Wuchsform sowie zum Dritten mit der Gesamtpflanzenmenge. Eine Aufteilung submerser und flutender Formen, z. B. bei *Nuphar lutea*, erfolgt nicht. Zur allgemeinen Charakterisierung der Probestelle sollten zusätzlich die am Ufer vorkommenden dominanten Arten grob erfasst werden. Optional können auch Vitalität und Soziabilität sowie Angaben zum Sediment im Pflanzenpolster aufgenommen werden.

Wichtige Kriterien für die Bewertung sind Helophytendominanz und Makrophytenverödung, die unbedingt im Gelände festzustellen und im Feldprotokoll einzutragen sind.

2.3.1.1.1 Helophytendominanz

Helophytendominanz stellt eine starke Degradation der Makrophytenvegetation dar und führt dementsprechend zu einer unbefriedigenden Bewertung der TK Makrophyten. Eine korrekte Angabe ist daher essentiell für eine plausible Bewertung. Zur Bewertung von Altdaten kann Helophytendominanz auch durch das Phylib-FG Tool berechnet werden. Bei Neukartierungen sollte dieser Parameter jedoch unbedingt im Gelände miterhoben werden.

Bei der Dateneingabe ist darauf zu achten, dass die Angabe zur „Helophytendominanz“ nach dem Eindruck im Gelände erfolgt und mit „ja“ oder „nein“ angegeben wird. Wenn keine Angabe erfolgt oder „unbekannt“ angegeben ist, berechnet Phylib-FG anhand der Messdaten, ob eine Helophytendominanz vorliegt. Das kann ggf. zu einer Abwertung der Stelle führen.



Abbildung 2: Beispiel für eine Stelle mit Helophyten Dominanz und ÖZK 4 (Foto: Doris Stelzer).



Abbildung 3: Beispiel für eine naturnahe Stelle ohne Helophyten Dominanz und ÖZK 1-2 (Foto: Doris Stelzer).

Das Kriterium gilt als erfüllt, wenn das Gewässerbett eines Abschnittes durchgehend und dicht mit einer oder mehreren emers vorkommenden Indikatorarten für Helophyten Dominanz bewachsen ist. Die Liste der Indikatorarten steht auf der Erläuterungsseite der Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung.

Die jeweiligen Arten, die diese Dominanz ausbilden, werden ebenfalls notiert. Entscheidend ist nicht die absolute Menge der emers wachsenden Arten insgesamt, sondern die Dominanz der oben genannten Taxa in emersem Vorkommen. Vorkommen aller anderen Taxa stellen keine Helophyten Dominanz dar, da sie auch an naturnahen Stellen große Bestände bilden können. Diesen Unterschied verdeutlichen Abbildung 2 und Abbildung 3.

2.3.1.1.2 Makrophytenverödung

Sind an einem Untersuchungsabschnitt sehr wenige oder keine Makrophyten vorhanden, muss immer die Möglichkeit einer Makrophytenverödung in Betracht gezogen werden. Unter Makrophytenverödung versteht man die anthropogen bedingte Abwesenheit von Makrophyten, nicht aber das Nichtvorhandensein von Makrophyten aus natürlichen Gründen.

Eine Makrophytenverödung stellt die stärkste mögliche Degradation der Makrophytenvegetation dar. Kann eine Makrophytenverödung bzw. eine anthropogene Belastung, die zum vollständigen oder fast vollständigen Ausfall der Makrophyten führt, nachgewiesen werden, wird die Teilkomponente Makrophyten mit der ökologischen Zustandsklasse 5 bewertet. **Kann kein Grund eindeutig zugewiesen werden, oder ist „Makrophytenverödung“ ohne Begründung angegeben, gilt das Modul „Makrophyten“ als nicht gesichert und wird nicht zur Ermittlung der ökologischen Zustandsklasse herangezogen.**

Eine Überprüfung möglicher Gründe für oder gegen eine Makrophytenverödung ist daher bereits bei der Kartierung vor Ort erforderlich. Einige Gewässertypen sind im Referenzzustand makrophytenfrei oder nur sehr spärlich mit Makrophyten bewachsen. In diesen Fällen ist unter Makrophytenverödung „nein“ anzukreuzen.

Es gibt aber auch anthropogene Einflüsse, die das Wachstum der Makrophyten ver- oder behindern. Um eine Probestelle anhand der vorhandenen Makrophytenvegetation gesichert bewerten zu können, müssen Mindestanforderungen bzgl. der Häufigkeit und der Anzahl der vorkommenden Taxa erfüllt sein. Eine Liste möglicher Gründe für das Fehlen von Makrophyten findet sich in einer entsprechenden Tabelle im Anhang 0. Diese Aufstellung erhebt nicht den Anspruch vollständig zu sein, entspricht aber den möglichen Begründungen, die als Pflichtangabe in der Berechnungssoftware gemacht werden müssen, wenn Makrophytenverödung vorliegt. Eine korrekte Bewertung durch das Phylib-FG-Tool kann nur erfolgen, wenn eine Begründung aus dieser Liste angegeben wird. Liegen andere Gründe oder eine Kombination von Gründen vor, wird der ähnlichste/wichtigste Grund ausgewählt.

2.3.1.2 Transport zur weiteren Bestimmung

Pflanzenproben, die nicht vor Ort bestimmt werden können, werden dem Gewässer entnommen und später unter dem Stereo- bzw. Lichtmikroskop bestimmt. Der Transport der Proben erfolgt bei Characeen und Phanerogamen am besten in beschrifteten Gefrierbeuteln zusammen mit wenig Wasser, die in Kühlboxen kühl gehalten werden. Moosproben werden in sogenannten Mooskapseln aus Papier oder Briefumschlägen aufbewahrt.

2.3.1.3 Belegsicherung und Konservierung

Zur Dokumentation und Qualitätssicherung sollte von gefundenen Arten kritischer Sippen (z. B. Characeen und Moose sowie der Gattungen *Potamogeton* und *Ranunculus*) pro Gewässer mindestens ein Belegexemplar, welches in einer Herbarpresse getrocknet wurde, als Herbarbeleg (DIN A3- oder A4-Format) angefertigt werden. Auf einen Bogen werden immer nur Pflanzen einer Sippe und eines Fundortes aufgeklebt. Zur Beschriftung eignen sich Etiketten, die mindestens die folgenden Angaben

enthalten: Art mit Autorennamen, Fundort (Land, Bundesland, Kreis, geografische Bezeichnung), nach Möglichkeit mit Angabe der geographischen Koordinaten (Länge, Breite) oder ERTS8933/UTM-Koordinaten (Ostwert, Nordwert), Gewässername, Sammeldatum, Sammler/in („leg.“), Bestimmer/in („det.“), ggf. Bezeichnung des Herbariums und fortlaufende Nummer.

Gefäßpflanzen und Armelechteralgen

Pflanzen, die außerhalb des Wassers nicht zusammenfallen, werden zunächst von anhaftenden Substanzen (z. B. Erde) befreit. Anschließend legt man die Pflanzen auf einen Einlegebogen (z. B. Zeitungs-Doppelseite). Die Blüten, Blätter etc. werden ausgebreitet. Überstehende Teile werden umgeknickt. Die Pflanzen werden danach inkl. Beschriftung (s. u.) in eine Pflanzenpresse eingelegt. Je nach Wasseranteil kann es erforderlich sein, das Einlegepapier zwischenzeitlich zu wechseln. Die getrockneten Pflanzen werden auf stabilen Zeichenkarton mit weißen gummierten Papierstreifen aufgeklebt.

Pflanzen, die außerhalb des Wassers zusammenfallen (pinseln), werden in ein mit Wasser gefülltes Becken gelegt. Die Proben werden ggf. gesäubert. Unter die Pflanzen wird ein weißes Papier geschoben. Nach vorsichtigem Ablassen des Wassers wird das Papier mit den Pflanzen aus dem Becken gehoben, ggf. präpariert und dann ein zweites weißes Papier auf die Probe gelegt. Danach wird die Probe mit den beiden weißen Blättern zwischen Zeitungspapier gepresst. Als Alternative zu weißem Papier hat sich auch Backpapier bewährt, von dem sich die getrockneten Pflanzen gut ablösen lassen.

Moose

Zur Aufbewahrung legt man die getrockneten, aber höchstens schwach gepressten Moospflanzen in Papiertüten bzw. -umschläge, die man sich selbst leicht aus einem DIN-A4-Blatt falten kann. Alternativ können die Proben auch in käuflichen Briefumschlägen aufbewahrt werden. Da sich die für die Bestimmung von Lebermoosen oft so wichtigen Ölkörper bei manchen Arten selbst bei behutsamer Trocknung in kurzer Zeit auflösen, sollte man die Ölkörpermerkmale möglichst sofort am frischen Material feststellen und auf der Moostüte notieren, damit die Informationen bei einer späteren Nachbestimmung verfügbar sind.

2.3.2 Besonderheiten der Probenahme bei den Diatomeen

Zur repräsentativen Beprobung der typspezifischen Diatomeenflora ist die Besammlung der natürlichen typspezifischen Bodensubstrate erforderlich. Es sollen dabei die typspezifischen Weichsubstrate und die typspezifischen Hartsubstrate beprobt werden. Die Dichte des Diatomeenaufwuchses kann in den verschiedenen Gewässertypen sehr unterschiedlich sein. Stellenweise ist ein Bewuchs makroskopisch nicht erkennbar, kann aber durch Betasten der Substratoberfläche erfühlt werden. In jedem Fall muss eine relativ große Menge an Diatomeenmaterial entnommen werden.

Als Hartsubstrate kommen vor allem natürliche, abgerundete Steine, Kies und Totholz in Betracht. Unter den Weichsubstraten soll je nach Typ anteilig Sand, grobes organisches Material und feines organisches Material beprobt werden. Im Feldprotokoll sind die Anzahlen der Teilproben aller beprobten Substrate anzugeben.

2.3.2.1 Beprobung

Grundsätzlich wird empfohlen, zehn Teilproben von den natürlichen typspezifischen Bodensubstraten zu entnehmen. Die Verteilung der zehn Teilproben auf verschiedene Substrate sollte sich an ihren aktuellen Flächenanteilen im Untersuchungsabschnitt orientieren. Nach Möglichkeit sind Weichsubstrate und Hartssubstrate zu beproben, weil beide Substanzkategorien verschiedene Assoziationen mit Referenzarten und Störungszeigern aufweisen.

Für die Beprobung von **Harts substrat** werden, soweit natürlicherweise vorhanden, einige mittelgroße bis große natürliche Steine (kein Beton oder Keramik) ausgewählt, die über den Gewässerquerschnitt verteilt sind und unter normalen hydrologischen Bedingungen keiner Umlagerung unterworfen waren. Fehlen typspezifische Steine, können alternativ auch lagestabiler Kies und lagestabiles natürliches Totholz beprobt werden, sofern diese Substrate gut mit Diatomeen bewachsen sind. Die Festsubstrate Steine und Totholz werden vorsichtig entnommen, ohne die Aufwuchsstruktur zu zerstören. Anschließend wird der Aufwuchs dieser Festsubstrate von ihrer dem Licht ausgesetzt gewesenen Oberseite mit einer Zahnbürste oder mit einer durch einen Einmalhandschuh geschützten Hand vollständig abgerieben (Abbildung 4) und das Material in ein beschriftetes Weithalsprobengefäß mit einem Fassungsvermögen von ca. 50 - 100 ml überführt.

Kies sollte mit einer handlichen Schaufel in ein großes flaches Auffanggefäß, z. B. eine Fotoschale von mindestens 30 cm x 40 cm Fläche, überführt werden. Erweist sich der Diatomeenaufwuchs auf dem Kies als voluminös und dazu auch als leicht und vollständig lösbar, wie z. B. der Aufwuchs in Abbildung 1, dann empfiehlt sich, den Aufwuchs auf dem Kies in der Fotoschale oder in einem 3-Liter-Gefrierbeutel mechanisch von den Kieskörnern zu trennen. Die Aufwuchssuspension wird in ein größeres Probegefäß (100 – 1000 ml) abdekantiert und konserviert. Der Trennungsprozess sollte im Gelände mindestens zwei bis dreimal mit wenig Wasser aus dem Gewässer wiederholt werden, bis die Suspension klar ist.

Erweist sich der Diatomeenaufwuchs auf dem Kies als dünn, ggf. einschichtig und bestehen im Gelände Zweifel daran, ihn mit mechanischen Methoden repräsentativ von den Kieskörnern zu lösen, dann empfiehlt sich, den Kies insgesamt in ein größeres Probegefäß (250 – 1000 ml) zu überführen und mit Ethanol einer Endkonzentration von mindestens 40% zu konservieren. Der Trennungsprozess setzt beim Transport ein und muss im Labor vollendet werden. Dünn bewachsene Kiese aus Silikatbächen sollten ggf. in Schwefelsäure gekocht werden, um die fest anhaftenden Diatomeen in repräsentativer Zusammensetzung vom Substrat zu trennen.

Wird das Diatomeenmaterial im Gelände mechanisch separiert, sollten je nach Trophiegrad des Gewässers, nach etwa 5-minütigem Absetzen des Aufwuchsmaterials im Probenbehälter mindestens 2 – 5 ml Diatomeensediment vorliegen, optimal sind 10 – 20 ml locker abgesetztes Feinsediment.



Abbildung 4: Beispiel einer Diatomeen-Probenahme durch Abkratzen mit einer Einmalzahnbürste (Fotos: BfUL Sachsen).

Von den Oberflächen der natürlichen typspezifischen **Weichsubstrate** sind insbesondere dort Teilproben zu entnehmen, wo deutlich erkennbare Gemeinschaften aus Mikroalgen wachsen. Die Beprobung von Treibsand oder treibendem Feinkies ohne lagestabile Sedimentoberfläche bietet hingegen kaum Aussicht auf artenreiche Diatomeenassoziationen und sollte niemals die alleinige Grundlage der Diatomeenprobe von einer Messstelle bilden.

Vom makroskopisch erkennbar gut mit Diatomeen bewachsenen Weichsubstrat werden die obersten Millimeter mit einem Löffel vorsichtig abgehoben. Da in Fließgewässern mit geringer Strömung ($< 30 \text{ cm/s}$) grundsätzlich die relativ gesehen stärker strömenden Bereiche beprobt werden müssen, gestaltet sich dies oftmals problematisch, da das Material häufig abgespült wird.

Zur Beprobung weicher Substrate im Flachwasser hat sich die Beprobung von makroskopisch erkennbarem Aufwuchs auf Feinsand und organischem Substrat mit der Hand bewährt (Abbildung 5). In Fließgewässertypen mit geringen Anteilen an Hartsubstraten werden bis zu acht Mikrohabitate mit jeweils gut ausgereiften, vitalen Diatomeenassoziationen im Suchraum bis maximal 50 m stromaufwärts der vorgegebenen Koordinaten gezielt gesucht und beprobt.

Die folgende Abbildung 5 zeigt eine durch kräftige braune Färbung und eingeschlossene Sauerstoffbläschen auffallende, vitale und ausgereifte Diatomeenassoziation in ca. 5 cm Wassertiefe auf einer bei Niedrigwasser überströmten Sandbank in einem langsam fließenden Gewässer im Tiefland ohne Steine.



Abbildung 5: Vitale und ausgereifte Diatomeenassoziation in ca. 5 cm Wassertiefe in einem Tieflandgewässer (Foto: Ilka Schönfelder).

Zur Aufsammlung der Diatomeenassoziation auf Weichsubstrat wird die Hand mit dem Handrücken nach unten mit einer Spreizung zwischen Mittelfinger und Ringfinger ruhig unter die Substratoberfläche geschoben, um dann mit einer sehr langsamen scherenartigen Schließbewegung von Mittel- und Ringfinger die oberen 1 – 2 mm mit der lebenden Diatomeenassoziation auf den Handteller und von dort ins Probengefäß zu befördern. Dabei wird die Nutzung von Einmalhandschuhen aus hygienischen Gründen und auch zur Vermeidung von Materialverschleppung empfohlen.

Gleichfalls möglich ist ein Ansaugen der Diatomeen auf Feinsediment mit einer großen Pipette oder mit einer großen Spritze (Infusionsspritze), auf die noch ein Schlauch aufgesetzt werden kann. Hiermit können die lebenden Diatomeen abgesaugt werden, ohne Sediment aufzuwirbeln. Mit der Verlängerung durch einen Schlauch kann bei guten Bedingungen so die Sedimentoberfläche in Wassertiefen bis 100 cm beprobt werden. Allerdings entwickeln vitale Aufwuchsgemeinschaften auf Feinsediment im Tiefland oft eine erstaunlich kohäsive Konsistenz, so dass für die repräsentative Probenahme manchmal doch der Einsatz eines Löffels oder einer kleinen Schaufel erforderlich ist.

Zur Beprobung von epipsammischen Diatomeengesellschaften sind Handsaugpumpen mit zwischengeschalteter Filterkammer mit Erfolg einsetzbar.

In nährstoffarmen Gewässern mit kiesigem oder sandigem Grund oder bei häufigem Geschiebetrieb sind voluminöse ausgereifte Diatomeenassoziation selten. Der Umfang an zu beprobendem Sand und Kies sollte sich dennoch am eigentlichen Ziel orientieren, mindestens 5 ml frisches Diatomeenmaterial zu sammeln. Deshalb muss die zu beprobende Fläche hinlänglich groß sein, wobei dann die dem Gewässer entnommene Probe Sand und Kies in größerem Umfang (bis zu 5 kg) enthalten kann. Bei einem derart großen Umfang (> 0,5 Liter) an sandigem oder kiesigem Probematerial empfiehlt es sich, eine erste Abtrennung des feinen Diatomeenmaterials bereits im Gelände vorzunehmen. Für diesen ersten Abtrennungsschritt der Diatomeen haben sich Gefrierbeutel einer Größe von 3 Litern bewährt. Die überwiegend aus Sand und Kies bestehende Probe wird mit sehr wenig Wasser versetzt, gut aufgerührt und in den Gefrierbeutel geschüttet. Im Gefrierbeutel wird die Probe kräftig durchgeschüttelt und von außen durchgeknetet. Dabei trennt sich ein großer Teil der Diatomeen von

den Sand- und Kieskörnern. Die diatomeehaltige Suspension aus etwas Feinsand und viel Schluff und Diatomeen wird sofort in das Probengefäß dekantiert und konserviert. Zur Kontrolle der Vollständigkeit der mechanischen Abtrennung sollte der Trennungsprozess mit wenig Wasser noch einmal wiederholt werden. Der gewaschene gröbere Sand und Kies kann danach ins Gewässer zurück verbracht werden.

Problematisch ist die Beprobung von Fließgewässern im Tiefland mit Wassertiefen > 1 m oder mit Steilufern, die eine Begehung schwierig gestalten. Hier muss die Festlegung der repräsentativen Messstelle durch die Behörde vor allem unter den Aspekten einer reproduzierbaren Zugänglichkeit der Messstelle bei unterschiedlichen Wasserständen und einer gefahrlosen Probenahme in Bereichen mit trittfester Sohle erfolgen. Bei der operativen Auswahl der Mikrohabitate für die Beprobungen am Untersuchungstermin steht auch in tiefen Gewässern die Beprobung möglichst ausgereifter Diatomeenassoziationen in Wassertiefen von bis ca. 0,5 m im Mittelpunkt, um Artenspektrum und Dominanzverhältnisse repräsentativ zu erfassen.

2.3.2.2 Belegsicherung

Die Fixierung erfolgt vor Ort in dicht schließenden Probegefäßen mit elastischen Wänden durch Ethanol. Die Probengefäße mit dem Diatomeensediment müssen eindeutig beschriftet werden (Bezeichnung der Probe, Gewässername, Probestelle, beprobtes Substrat, Datum der Probenahme, Probenehmer/in). Es müssen Etiketten verwendet werden, die sich bei Transport und Lagerung nicht vom Gefäß lösen. Bei Verwendung instabil klebender Etiketten oder direkter Beschriftung des Gefäßes wird empfohlen, zur Sicherheit zusätzlich einen mit Bleistift Härtegrad 2B beschrifteten Zettel mit eindeutigen Angaben zur Probe in das Gefäß zu legen.

Die Proben sind bis zur weiteren Behandlung in einem geeigneten Lagerraum zu verwahren.

Wenn die Proben später an eine/n Expertin/Experten zur Analyse geschickt werden, ist ein sicherer Transport zu gewährleisten.

2.3.3 Besonderheiten bei der Probenahme des Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)

Die Probenahme erfolgt sowohl beim vereinfachten als auch beim vollständigen Verfahren entsprechend dem sogenannten Multi-Habitat-Sampling (MHS).

Die Habitate benthischer Algen unterscheiden sich durch verschiedene Substrate, Fließgeschwindigkeiten, Tiefen und Lichtverhältnisse im Gewässerabschnitt. Als Substrate dienen Hartsubstrate (Blöcke, Steine, Totholz, Pflanzen), Grob- oder Feinsubstrate (Löss-Lehm, Sand, Schlamm, Schlick), aber auch Fremd- und Kunstsubstrate. Ziel der Probenahme ist es, möglichst alle makroskopisch gegeneinander abgrenzbaren, sichtbaren Wuchsformen und Beläge benthischer Algen vollständig zu erfassen. Hilfe zur Erkennung der Wuchsformen von Algen des PoD bietet der Feldführer von GUTOWSKI & FOERSTER (2009a), der bei der Bestimmungsliteratur zum PoD aufgeführt wird.

2.3.3.1 Kartierung

Für das PoD werden die unterschiedlichen Habitate im gesamten Gewässerbett abgesucht und alle makroskopisch sichtbaren Bewuchsformen und Beläge als separate „Unterproben“ entnommen. Um eine gesicherte Bewertung abzusichern, sollte eine ausreichende Anzahl von Unterproben entnommen werden. Hilfreich ist dazu der Einsatz eines Sichtkastens und einer Handlupe zur Erkennung der typischen Lagerform, der Pigmentierung, der Konsistenz, des Geruches und des Mikrohabitats. Charakteristische Wuchs- oder Lagerformen sollten fotografisch dokumentiert werden.

Zur Entnahme werden von unbeweglichen großen Substraten kleinere Stücke abgebrochen oder etwas Belag (mit Spatel/Cuttermesser) abgeschabt und Material mit etwas Wasser in kleine, dichtschießende Glas- oder Plastikgefäße (15 - 20 ml) überführt. Ebenso wird mit fädigem, aufschwimmenden oder thallosen Formen und gelatinösen Kolonien verfahren. Dabei ist darauf zu achten, dass möglichst vollständige Vegetationskörper (ggf. mit Fortpflanzungsorganen) entnommen und nicht nur Teile abgerissen werden.

Bei auffälligen Belägen auf beweglichem Hartsubstrat (Steine, Holzstücke) empfiehlt es sich, das Material in Gefrierbeutel zu verpacken und ins Labor mitzunehmen.

Feinsedimente (Sand, Schlamm, feines partikuläres organisches Material, Lehm) können mit einem Löffel, einer Pinzette oder einer Pipette beprobt werden. In einigen Fällen ist es auch möglich, eine Petrischale über das Sediment zu stülpen und das Sediment durch Einstecken eines Spachtels unter der Schale einzufangen.

Um metaphytische Taxa zu erfassen, sollte zusätzlich eine Quetschprobe vom pflanzlichen Substrat und größeren Fadenalgenbeständen hergestellt werden. Hierzu werden kleine Büschel des pflanzlichen Substrats von unterschiedlichen Stellen des Standortes entnommen und in einer Plastiktüte mit etwas Flusswasser ordentlich ausgequetscht. Von der resultierenden Mischung wird eine möglichst gehaltvolle Probe in ein kleines Glasgefäß überführt.

In Gewässern mit großer Tiefe und/oder hohem Trübungsgrad können für das PoD Werkzeuge wie ein Rechen oder eine Zange mit langem Griff hilfreich sein.

Alle Gefäße der Unterproben werden durchnummeriert und eindeutig beschriftet (Nummer der Probe, Gewässername, Standort, Datum, Nummer der Unterprobe).

2.3.3.2 Feldprotokoll

In einem Feldprotokoll werden alle Unterproben aufgeführt und unter Angabe des besiedelten Substrats sowie der geschätzten Häufigkeit notiert. Dabei sollten Wuchs- oder Lagerform, Farbe, Haptik usw. möglichst genau beschrieben werden.

Weiterhin wird zu jeder Unterprobe der jeweilige Deckungsgrad mit Prozentangabe, bezogen auf die gesamte Probestelle, notiert.

Um eine spätere Einschätzung der Gesamtabundanz auch für Mischbestände zu erleichtern und entscheiden zu können, ob ein Taxon durch mehrfaches Auftreten eine Abundanzklasse nach Phylib-FG überschreitet, empfehlen sich genauere Prozentangaben bei einer Deckung < 5 % und bei höheren Deckungen Angaben des Deckungsgrades in 5%-Stufen. Folgende Skala in Tabelle 2 gibt Hinweise

zur Einschätzung der prozentualen Häufigkeitsklassen. Sie führt für schwach entwickelte Einzelfunde zusätzlich die untere Häufigkeitsstufe 2 auf. Für die Quetschprobe wird der Deckungsgrad der entnommenen Makrophyten zugrunde gelegt.

Tabelle 2: Skala für prozentuale Häufigkeitsklassen der Abundanz nach SCHAUMBURG et al. (2004) im Feldprotokoll.

Deckungsgrad (%)	Abundanz	verbale Beschreibung (Deckungsgrad)
<< 1, E	2	Einzelfund oder minimale Deckung bzw. Biomasse
< 5	3	selten bis verbreitet
5 bis < 33	4	häufig, unübersehbar (Angaben des Deckungsgrades in 5-%-Stufen empfehlenswert)
≥ 33	5	sehr häufig, bedeutende Flächendeckung bzw. Biomasse, Dominanz

Zur Artbestimmung mancher Fadenalgen (v. a. *Vaucheria*, *Spirogyra*) ist die Bildung von Sexualorganen notwendig. Diese kann durch Kultivierung einer Lebendprobe in Standortwasser im Labor (Fenster ohne direkte Sonneneinstrahlung) induziert werden. Der/die Bearbeiter/in entscheidet über die Notwendigkeit dieser Tätigkeit. Diese Entscheidung trägt der/die Bearbeiter/in ebenso für eine Fixierung von Material, das für genetische Untersuchungen geeignet wäre. Sowohl die Kultivierung zur Bildung von Sexualorganen als auch genetische Untersuchungen zur Artaufklärung können ggf. die Aussagekraft einer Bewertung erhöhen, sie sind für die Bewertung in Phylib aber nicht zwingend erforderlich.

2.3.3.3 Belegsicherung und Konservierung

Kann die Analyse der Proben unmittelbar nach der Probenahme stattfinden, werden die frischen Proben in einer Kühlbox zur Analyse ins Labor gebracht und dort so schnell wie möglich mikroskopisch untersucht. Zur Aufbewahrung im Kühlschrank werden bei Flüssigproben die Deckel der Gefäße leicht geöffnet, um Gasaustausch zu ermöglichen. Die Proben sollten täglich etwas Licht erhalten. Hartsubstrate lassen sich 2 - 3 Tage im Kühlschrank aufbewahren.

Für spätere Analysen werden Hartsubstrate nach Transport ins Labor durch Kryopräservierung fixiert.

Flüssigproben werden möglichst sofort mit einigen Tropfen konzentrierter, saurer Lugol'scher Lösung fixiert (Sichtkontrolle: Farbe gleicht der von Cognac). In der Regel reichen für eine 15 - 20 ml-Probe 5 - 10 Tropfen. Proben mit einem hohen Anteil organischer Masse (z. B. hohe Algendichte; Sand, Schlamm, Lehm) benötigen eine höhere Konzentration Lugol'scher Lösung. Durch diese Fixierung verändert sich allerdings die Färbung der Zellen, so dass eine Zuordnung zu einigen Algenklassen erschwert ist. Außerdem ist eine langjährige Lagerung nicht möglich. Ist die Erhaltung der natürlichen Färbung für einige Monate und eine generell lange Lagerfähigkeit der Proben erwünscht, sollte mit neutralisiertem Formaldehyd (Endkonzentration ca. 2 %, d. h. deutlich wahrnehmbarer, aber nicht extrem stechender Geruch! Beachte Gefahrenhinweise zum Umgang mit Formaldehyd!) fixiert werden. Falls ausgesuchtes Material, wie z. B. Rotalgenthalli, einer weiteren genetischen Unter-

suchung zur Verfügung gestellt werden soll, kann auch ein RNA-stabilisierendes Fixierungsmittel verwendet werden. Dies ermöglicht eine längere Lagerung der Proben für eine notwendige genetische Analyse. Diese Art der Fixierung ist aber momentan im normalen Monitoring noch nicht erprobt und auf Grund der erhöhten Kosten nur für ausgewähltes Material (z. B. Rotalgenthalli) geeignet. Materialien und Herstellung der Fixative werden im Anhang 9.1.4.2 beschrieben.

Optimal wäre eine Teilung der Probe in zwei Teilproben, wobei Teilprobe 1 durch Fixierung mit Lugol'scher Lösung die Strukturen der Zellorganellen erhält (dafür aber leider die originalen Farben des Materials überdeckt werden) und Teilprobe 2 einer Kryofixierung zugeführt wird, die die Farben erhält (jedoch die Strukturen der Zellorganellen erheblich beeinträchtigt). In jedem Fall müssen die Veränderungen durch die Fixierung bei der Bestimmung der Proben beachtet werden.

So fixierte Proben sollen bis zur Analyse nicht zu lange in einem kühlen, dunklen und gut belüfteten Raum lagern. Vor allem bei Fixierung mit Formaldehyd muss auf eine geeignete Lagerung mit Belüftung geachtet werden.

Werden die Proben zur Analyse an eine/n Expertin/Experten verschickt, müssen die fixierten Flüssigproben bruchstabil verpackt werden. Auch sollten die Proben des PoD möglichst nicht bei hohen Temperaturen und nicht länger als 1 bis 2 Tage unterwegs sein.

2.4 Aufbereitung der Proben zur mikroskopischen Auswertung der Diatomeen

Die Bestimmung der Diatomeen auf Art- und Varietätsniveau erfolgt anhand der Strukturen des Kiesel skelettes der Oberschale (R-Schale) und der Unterschale (RL-Schale). Viele spezifische Bestimmungsmerkmale sind in der Aufsicht (Außenansicht), einige Merkmale aber auch oder ausschließlich in der Innenansicht zu sehen. Bei einigen Gattungen (z. B. *Eunotia* spp.) sind artspezifische Merkmale (z. B. der Raphenverlauf in Polnähe) besonders gut in der Seitenansicht (Gürtelbandansicht) zu erkennen. Die Bestimmung von Diatomeen setzt die Herstellung von Dauerpräparaten voraus. Nahezu alle Diatomeen können auf dem für die Bewertung erforderlichen Art- und Varietätsniveau nur im gereinigten Präparat nach Entfernen der organischen Zellbestandteile und weiterer, störender organischer Komponenten sicher bestimmt werden. Zur Aufbereitung des Probenmaterials existieren verschiedene Verfahren, die je nach Beschaffenheit des Probenmaterials unterschiedlich geeignet sind. Eine Darstellung der häufigsten Aufbereitungstechniken findet sich in KRAMMER & LANGE-BERTALOT (1986).

Die Aufbereitung des Materials erfolgt durch den Einsatz von Säuren. Die beschriebenen Kochvorgänge mit Salzsäure und Schwefelsäure sind daher unter einem leistungsfähigen Abzug mit der gebotenen Vorsicht unter Einhaltung der Arbeitsschutzmaßnahmen durchzuführen. Schutzkleidung und Augenschutz sind obligatorisch.

Zur Aufbereitung von Aufwuchsproben von Bodensubstraten (Steine, Kies, Schlamm), die einen hohen Anteil von organischem, nicht-diatomeenhaltigen Material enthalten können, bietet sich nach Vorbehandlung der Proben die Oxidation durch starke Säuren an, wobei die Aufbereitung in Schwefelsäure empfohlen wird. Bei mittleren bis geringen Anteilen an organischem Material hat sich auch die Oxidation mit Wasserstoffperoxid bewährt.

Anschließend werden durch Einbettung der Kieselshalen in einem Einschlussmittel (Naphrax) Dauerpräparate erstellt, die dann unter dem Lichtmikroskop ausgewertet werden können und bei entsprechender Lagerung über Jahrzehnte hinweg haltbar sind. Alle benötigten Materialien zur Herstellung der Suspension und der Dauerpräparate sind im Anhang 9.1.3.3.1 aufgeführt.

Naphrax enthält das stark gesundheitsschädliche Toluol (Synonym: Toluol), das beim Erhitzen entweicht, und daher aus Arbeitsschutzgründen nur mit großer Vorsicht gehandhabt werden darf. Die Präparation sollte daher am besten unter einem Labor-Filterabzug erfolgen. Der Laborraum sollte während der Mikropräparationen am besten durch permanenten Durchzug be- und entlüftet werden.

Die wichtigsten Schritte dieser Prozesse - Präparation einer Diatomeensuspension aus einer Rohprobe und Einbettung der in der Suspension enthaltenen Diatomeenschalen in ein Dauerpräparat - sind in Abbildung 6 dargestellt.



Abbildung 6: Aus dem Gewässer und in ein Becherglas überführte Rohprobe, Suspension nach Säurebehandlung und beschriftetes Dauerpräparat (Fotos: G. Hofmann).

2.4.1 Präparation der Diatomeensuspension

2.4.1.1 Vorbehandlung mit Salzsäure

Die Probe wird zunächst für die Behandlung mit Salzsäure vorbereitet, um karbonatische Partikel aufzulösen. Das nachfolgend beschriebene Kochen der Probe mit Salzsäure dient auch dazu, die Bildung von Gips bei der sich anschließenden Behandlung mit Schwefelsäure auszuschließen.

Bei einem hohen Wasseranteil lässt man die in Ethanol konservierten Rohproben nach dem Transport zum Labor zunächst 24 Stunden absetzen und dekantiert dann den Überstand vorsichtig ab. Anschließend wird die verbleibende Probe durch Schütteln durchmischt und es werden etwa 20 ml des feinen,

die Diatomeen enthaltenden Materials in ein beschriftetes Becherglas mit einem Fassungsvermögen von mindestens 100 ml überführt. Ist die Oxidation mit Wasserstoffperoxid geplant, empfehlen sich Bechergläser mit 250 ml oder 500 ml Volumen, wenn die Proben hohe organische Anteile oder Eisenocker enthalten, was im Tiefland regelmäßig vorkommt.

Proben mit gesichert umfangreichem Diatomeenmaterial und geringen Anteilen an organischen Bestandteilen, wie sie z. B. regelmäßig in silikatischen Mittelgebirgsbächen gesammelt werden, können, hinreichende Arbeitserfahrungen vorausgesetzt, auch mit einem wesentlich kleineren Ansatz in Zentrifugenröhrchen oxidiert werden. Das spart Chemikalien und das Waschen der Bechergläser.

Sand, Kies, Totholz etc. verbleiben während der Oxidation und Reinigung der für die Präparation abgezweigten Teilmenge vorübergehend noch in der mit Ethanol konservierten Originalprobe, um bis zum erfolgreichen Abschluss der Oxidation und Reinigung unbehandeltes Rückstellmaterial zu bewahren. Dem feinen, die Diatomeen enthaltenden Material im Becherglas werden ein Siedestäbchen und ca. 20 bis 40 ml verdünnte Salzsäure (25 %) zugesetzt. Ist die Probe stark kalkhaltig, muss die Salzsäure vor dem Erhitzen mehrfach, in zunächst geringen Mengen, zugegeben werden, da es zu einer starken Schaumentwicklung kommt. Ist Eisenocker in der Probe enthalten, muss dieser durch Zugabe konzentrierter Salzsäure aufgelöst werden.

Durch 30-minütiges Kochen der mit einem Siedestäbchen bestückten und mit einem Uhrglas abgedeckten Probe in Salzsäure werden die Karbonate gelöst, die Stielchen und Gallerte der Diatomeen aufgelöst und die Diatomeenschalen getrennt. Die Siedestäbchen sind zwischen verschiedenen Kochvorgängen sorgfältig zu reinigen.

Nach dem Kochen lässt man die Probe erkalten und das Material absetzen. Um evtl. noch vorhandenen Sand, Kies oder kleinere Steine soweit wie möglich zu entfernen, wird die Suspension aufgerührt und der diatomeenhaltige Überstand nach einer etwa einminütigen Sedimentationszeit vorsichtig dekantiert. Sofern damit keine zufriedenstellende Abtrennung von grobem Material möglich ist, sollten die groben Reste mithilfe eines kleinen Küchensiebes entfernt werden, das danach gründlich zu reinigen ist.

Die Probe wird im Folgenden mehrmals vorsichtig auf etwa ein Drittel des Volumens dekantiert und mit deionisiertem Wasser oder hydrogenkarbonatarmem Leitungswasser gewaschen. Bewährt hat sich vierfaches Waschen und Dekantieren, wobei die Sedimentationszeit zwischen den Waschvorgängen 24 Stunden nicht unterschreiten sollte. Alternativ kann die Probe zwischen den Waschvorgängen in einer Tischzentrifuge etwa 10 Minuten lang bei maximal 2000 Umdrehungen pro Minute (1/min) abzentrifugiert und dann zwei Drittel des Überstandes dekantiert und verworfen werden.

2.4.1.2 Oxidationsprozesse

2.4.1.2.1 Oxidation mit Schwefelsäure

Die Probe wird durch Dekantieren auf einen geringen Wasseranteil eingeengt, mit rund 20 bis 30 ml konzentrierter Schwefelsäure versetzt und zum Kochen gebracht. In Abständen von etwa 20 Minuten wird mit einem Spatel eine Spatelspitze voll (ca. 0,04 Gramm) Kaliumnitrat zugegeben - bis sich die Probe entfärbt oder eine schwach gelbliche Farbe annimmt. Bei geringen Mengen organischer Be-

standteile sind bereits wenige Zugaben von Kaliumnitrat ausreichend; enthält die Probe jedoch große Mengen, kann der Kochvorgang bis zu acht Stunden dauern. Nach dem Farbumschlag ist die Probe weitere 20 Minuten auf der Heizplatte zu belassen. Nach dem Abkühlen der Probe und dem Absetzen der Diatomeen bilden diese einen weißen bis grülichen Bodensatz. Anschließend werden die Proben gewaschen, bis der Neutralpunkt (Test mit Indikatorpapier!) erreicht ist. Beim ersten Wässern der Probe nach dem Kochvorgang ist mit großer Vorsicht vorzugehen, da es zu heftigen Reaktionen kommen kann. Erfahrungsgemäß ist ein etwa achtmaliges Waschen erforderlich, wobei die Sedimentationszeit zwischen den Waschvorgängen 24 Stunden nicht unterschreiten sollte. Das letzte Wässern der Probe sollte mit deionisiertem oder destilliertem Wasser erfolgen.

Von jeder Probe wird ein Teil als Rückstellprobe zurückbehalten. Dazu ist es sinnvoll, die ganze Probenmenge durch Schütteln zu durchmischen und beim Überführen des Materials in ein Becherglas einen Rest (Rückstellprobe) im beschrifteten Gefäß übrig zu behalten.

2.4.1.2.2 Oxidation mit Wasserstoffperoxid

Zur Aufbereitung von Aufwuchsproben mit geringem Volumen oder geringem Anteil an organischem, nicht-diatomeenhaltigen Material bietet sich die Oxidation durch Wasserstoffperoxid an. Sie bietet den Vorteil, dass die finalen Auswaschungen der gelösten Ionen nach dem Oxidationsprozess durch zweimalige Neutralisierung bzw. Waschvorgänge in deionisiertem Wasser erreicht werden können.

Die konservierte Probe wird im geschlossenen Probengefäß intensiv aufgeschüttelt und dann einem 30 Minuten langen Absetzvorgang unterworfen. Mit einer langen Einwegpipette wird ca. 4 – 5 ml feines Diatomeenmaterial über dem Sand vorsichtig abgesaugt. Das Diatomeenmaterial wird zunächst mit Salzsäure gründlich entkalkt und ggf. auch von Eisenocker befreit (siehe oben) und auf ein kleines Volumen eingedampft oder abzentrifugiert. Nach der Zugabe einiger Milliliter an deionisiertem (z. B. destilliertem) Wasser erfolgt eine Zentrifugation, bis der Überstand vollkommen klar ist und das Diatomeenmaterial absedimentiert ist. Der salzsaure Überstand wird verworfen. Das Sediment wird im Zentrifugenröhrchen mit wenigen Millilitern deionisiertem Wasser resuspendiert und in ein Becherglas mit ca. 250 ml Volumen gegossen. Mit einer Pipette wird ein Volumen von wenigen Millilitern Wasserstoffperoxid zugeführt. Der Inhalt des Becherglases wird anschließend auf einer Kochplatte unter einem Abzug sehr vorsichtig erhitzt. Achtung! Es kann starke Schaumbildung eintreten (deshalb das relativ große Volumen des Becherglases). Immer wenn der Kochprozess abklingt, wird wieder etwas **Wasserstoffperoxid** zupipettiert, bis die Probe hellgrau oder weiß ist und nur noch Diatomeenschalen und silikatischen Schluff (Bodenpartikel) enthält. Die Probe wird mit deionisiertem Wasser versetzt, aufgeschüttelt und dann zentrifugiert. Der Waschprozess wird noch einmal wiederholt.

Das abgesetzte Gemisch von Diatomeenschalen und Schluff wird mit ca. 1 ml deionisiertem Wasser in ein beschriftetes Kryoröhrchen überführt. Die ionenfreie Mikroprobe ist damit bereit zur Präparation auf Deckgläschen.

2.4.1.2.3 Belegsicherung und Konservierung

Nach der Oxidation und Reinigung wird die in deionisiertem Wasser suspendierte Probe in ein beschriftetes Schraubdeckelglas mit Dichtung oder ein Kryoröhrchen überführt. Die Proben sind zur Archivierung in einem Lagerraum zu verwahren.

Das Probengefäß mit der gereinigten Diatomeensuspension sollte mit folgenden Informationen beschriftet werden: Bezeichnung der Probe, Gewässername, Probestelle, beprobtes Substrat, Datum der Probenahme, Probenehmer/in.

Die Archivierung der gereinigten Diatomeensuspension genügt den Ansprüchen an eine Qualitätssicherung. Die Einlagerung tausender nicht aufbereiteter Rückstellproben aus dem Routinemonitoring wird wegen des dafür unverhältnismäßig hohen Platzbedarfs nicht mehr empfohlen und ist wegen der hohen Beständigkeit gereinigter Diatomeenschalen völlig unnötig.

2.4.1.2.4 Herstellung der Dauerpräparate

Vor dem Beschicken mit der Diatomeensuspension sind die Deckgläschen zu reinigen. Bewährt hat sich ein Bad in einer stark spülmittelhaltigen Lösung, um Fettreste zu entfernen und die Oberflächenspannung zu vermindern. Die je nach Probenumfang im Schraubdeckelglas oder Kryoröhrchen enthaltene Suspension wird vor der Entnahme einer kleinen Teilmenge zunächst durch Schütteln durchmischt.

Unmittelbar anschließend wird eine geringe Menge der Suspension mit einer sauberen Einwegpipette (Vermeidung von Kontaminationen) entnommen und auf ein Deckgläschen aufgetropft. Um Konvektionen zu vermindern, ist der Tropfen möglichst flach zu halten. Bei stark konzentrierten Suspensionen ist es oftmals erforderlich, diese in einem Uhrgläschen mit destilliertem Wasser zu verdünnen. Der Grad der Verdünnung richtet sich nach der gewünschten Dichte der Schalen im Präparat und sollte auch abhängig von der Menge des übrigen Schluffs gewählt werden. Probleme ergeben sich häufig durch hohe Gehalte aus der Probe nicht entfernbare mineralischer Bestandteile (Schluff- und Tonpartikel), die im Schraubdeckelglas makroskopisch von den Diatomeen nicht zu unterscheiden sind. Auch sollte eine optimale Schalendichte vorliegen. Diese ist erreicht, wenn bei der späteren Zählung nach Durchmusterung eines oder mehrerer ganzer Transektstreifen bei 1000- bis 1200-facher Vergrößerung die erforderliche Anzahl von 400 Schalen erreicht ist. Es ist daher ratsam, unterschiedlich dichte Präparate anzufertigen.

Ist das Diatomeen-Material auf dem Deckgläschen an der Luft vollständig eingetrocknet, wird ein beschrifteter, fettfreier Objektträger mit einem Tropfen Naphrax versehen und das Deckglas mit der beschickten Seite nach unten mit einer Pinzette vorsichtig aufgelegt. Um das Lösungsmittel auszutreiben, wird das Präparat anschließend erhitzt, bis es etwa fünf Sekunden lang Blasen wirft. Danach wird es, noch letzte Blasen seitlich auswerfend, erschütterungsfrei auf einer glatten, kalten Oberfläche gelagert, bis es abgekühlt ist.

Bei Verwendung von Naphrax ist das Deckglas nach dem Abkühlen sehr fest mit dem Objektträger verbunden und sollte es auch unbedingt sein. Im Zweifelsfall kann das mithilfe einer Pinzette überprüft werden. Es wird angeraten, die frischen mikroskopischen Präparate für mindestens 24 Stunden in einem gut belüfteten Raum, der vorübergehend nicht betreten werden sollte, aushärten zu lassen. Die Präparate verdunsten dabei noch vorhandene Reste an Toluol und sollten am Ende vollständig ausgehärtet sein.

2.4.1.2.5 Belegsicherung und Konservierung

Die Naphrax-Präparate sind mit eindeutigen Angaben der Probe mit folgenden Informationen zu etikettieren: Codierung (eindeutige Kennung, die den Bezug zu allen Begleitinformationen sowie der präparierten Probe herstellt), Gewässer, Probestelle, Datum der Probenahme, taxonomische/r Bearbeiter/in. Zur Beweissicherung sind die Präparate staubsicher und dunkel in Präparatekästen aufzubewahren.

Von großer Wichtigkeit ist die Anlage einer Belegsammlung mit detaillierter Beschriftung der Objektträger mit Angabe des Gewässers, der Lage der Stelle in geographischen Koordinaten (Länge, Breite) oder per ERTS8933/UTM-Koordinaten (Ostwert, Nordwert), des beprobten Substrates, des Datums sowie gegebenenfalls mit Codierungen, die den Bezug zu anderen Informationsquellen herstellt.

2.5 Bestimmung, mikroskopische Analyse und Dokumentation

2.5.1 Makrophyten

Die Determination der Arten erfolgt soweit möglich vor Ort. Ist das nicht möglich, werden Pflanzenproben entnommen und später im Labor unter einer Stereolupe, einem Stereomikroskop oder einem Durchlichtmikroskop bestimmt.

Im Folgenden wird eine Auswahl der Bestimmungsliteratur für Makrophyten und Moose aufgeführt. Empfehlenswerte zusammenfassende Werke stellen VAN DE WEYER et al. (2018a, b) und SCHOU et al. (2023) dar. Eine Liste der benötigten Materialien und die vollständigen Zitate befinden sich im Anhang 9.1.2.6.

Bestimmungsliteratur Makrophyten

- AG Characeen Deutschlands (2016)
- Casper & Krausch (1980, 1981)
- Klapp & Opitz von Boberfeld (1990)
- KRAUSCH (1996)
- Oberdorfer (1994)
- ROTHMALER (2016, 2017a, 2017b)
- SCHMEIL et al. (2009)
- SCHOU et al. (2023)
- Van de Weyer & Schmidt (2018a, b)
- Van de Weyer (2020)

Spezielle Literatur für die Moosbestimmung (Auswahl)

- Frahm & Frey (2004)

- FREY et al. (1995)
- Landwehr (1984)
- MÜLLER (1957)
- Nebel & Philippi (Hrsg., 2000)
- Nebel & Philippi (Hrsg., 2001)
- Schuster (1980)
- SMITH (1992)
- WELCH (1960)

Eine Liste der benötigten Materialien und die vollständigen Zitate befinden sich im Anhang 9.1.2.6.

2.5.2 Diatomeen

Die Bestimmung der Arten der Diatomeengesellschaft erfolgt über die mikroskopische Analyse der Dauerpräparate. Um eine repräsentative Analyse zu erhalten, muss eine definierte Vorgehensweise bezüglich Stichprobenumfang, Zählweise und Bestimmungstiefe eingehalten werden. Eine Liste der notwendigen Materialien für die mikroskopische Analyse befindet sich im Anhang 9.1.3.3.6.

2.5.2.1 Bestimmungsliteratur Diatomeen

Die Taxonomie ist bei den Diatomeen sehr stark im Fluss und die Bestimmungsliteratur daher umfangreich. Die in der Bundestaxaliste (SCHILLING 2020) genannten Taxa und das Phylib-FG-Verfahren befinden sich ungefähr auf dem taxonomischen Stand von 2011. Für das Routine-Monitoring in der Praxis wird deshalb als Standard-Bestimmungsliteratur der Bestimmungsschlüssel von HOFMANN et al. (2011) empfohlen. Zusätzlich sind die hier genannten Bücher aus der Zeit vor 2009 hilfreich:

- KRAMMER (1992, 1997 a, b, 2000, 2002, 2003)
- KRAMMER & LANGE-BERTALOT (1986, 1999, 2000, 2004)
- Lange-Bertalot (1993, 2001)
- LANGE-BERTALOT et al. (2011)
- Lange-Bertalot & Metzeltin (1996)
- Lange-Bertalot & Moser (1994)
- REICHARDT (1995, 1999)
- VAN DE VIJVER et al. (2004)
- WERUM et al. (2024)

Die vollständigen Zitate befinden sich im Anhang 9.1.3.4. Ergänzend kann die ebenfalls im Anhang genannte weiterführende Literatur (insbesondere LANGE-BERTALOT et al. 2017, LEVKOV (2009)) verwendet werden. Diese erfordert allerdings von der Bestimmerin/vom Bestimmer umfangreiche Rücktransformationen auf die Taxa der BTL 2020, um die Importfähigkeit der Diatomeendaten in Phylib-FG 7 herzustellen.

In salzbeeinflussten Gewässern muss zusätzlich die Arbeit von WITKOWSKI et al. (2000) verwendet werden.

2.5.2.2 Zählung

2.5.2.2.1 Stichprobenumfang

Für eine repräsentative Stichprobe der in der Probe vorhandenen Diatomeentaxa werden im Streupräparat bei 1000- bis 1200-facher Vergrößerung **mindestens** 400 Diatomeenobjekte benthischer oder planktisch-benthischer Taxa **mindestens** auf Artniveau bestimmt. Bei der Zählung sind sowohl die in Schalenansicht liegenden Objekte als auch die in Gürtelbandansicht liegenden Objekte der benthischen und planktisch-benthischen Taxa zu erfassen.

Maßgeblich für die Berücksichtigung eines Taxons ist die Angabe „nein“ in der Spalte „planktisch“ im Blatt „Diatomeen“ der Datei „Taxalisten-Phylib_FG_700- Excel“, siehe Downloadbereich der Bewertungssoftware:

 Laden Sie sich die **Taxalisten für Phylib FG 7.0.0 herunter** (Stand Juli 2024).

Der Vollständigkeit halber werden in dieser auch einige marine und Brackwasserarten mit überwiegend planktischer Lebensweise mit angegeben, soweit sie nach aktuellem Stand der Kenntnisse hin und wieder bei Diatomeenuntersuchungen im Binnenland gefunden werden.

In Phylib-FG 7 werden aus pragmatischen Gründen von den zentrischen Diatomeenarten nur einige Arten der Gattung *Melosira* (insbesondere *M. varians* und *Melosira nummuloides*) und *Ellerbeckia arenaria* (zur Wahrung der Konformität der Taxalisten von Phylib-FG und Phylib-Seen) als benthisch lebend betrachtet. Diese drei Taxa sind deshalb bei der Zählung immer mit zu erfassen, wenn sie in der Probe vorkommen. Die übrigen Arten mit überwiegend planktischer Lebensweise können für besondere Fragestellungen im Zählgang mit erfasst werden. Ihre Objektzahlen dürfen jedoch nicht in die Berechnung der Objektsumme der ausgezählten Stichprobe (>400) einfließen, und ihre Dominanzwerte dürfen auch nicht in die Phylib-FG 7 Importdatei überführt werden.

Die Auswertung möglichst ganzer Transektstreifen ist erforderlich, weil durch Konvektionsströmungen im eintrocknenden Tropfen auf dem Deckglas teilweise Entmischungen der Diatomeenschalen eintreten. So können bei starken Konvektionsströmen kleinschalige, leichte Formen in der Deckglasmitte konzentriert sein, wohingegen sich die großen, schweren Schalen überproportional häufig in den Randbezirken finden. Diesem Phänomen wird bei der späteren Analyse durch Zählung ganzer Transekte entgegengewirkt.

Wenn, wie bei der Herstellung von Dauerpräparaten empfohlen, unterschiedlich dichte Präparate zur Verfügung stehen, ist die Wahl eines geeigneten Präparates gut möglich.

2.5.2.2.2 Bestimmungstiefe

Für ein genaues Bewertungsergebnis ist eine genügende Bestimmungstiefe unabdingbar. Sofern von einer Art mehrere Varietäten in der untersuchten Ökoregion vorkommen, sollten diese Varietäten im Bestimmungsgang immer dann taxonomisch-morphologisch differenziert und datentechnisch getrennt erfasst werden, wenn eine sichere Zuordnung zu einer oder mehreren Varietäten möglich ist. Bestehen in einer Probe Unsicherheiten bezüglich der genauen Zuordnung der Objekte einer Art zu Varietäten, dann ist die Erfassung der Objekte dieser Art auf Artniveau oftmals besser als eine Fehlbestimmung der Varietät. Kommt eine Art in einer Ökoregion in mehreren Unterarten oder Varietäten vor, dann sind diesen infraspezifischen Taxa im Verfahren Phylib-FG 7 im Regelfall unterschiedliche Indikatorwerte zugeordnet. Abweichend von dieser Regel geben HOFMANN et al. (2011) Hinweise zu mehreren Arten, für die eine Differenzierung von Varietäten für den Zweck der Gewässerbewertung nicht erforderlich ist. Diese Hinweise wurden bei der Zuordnung der Indikatorwerte in Phylib-FG 7 weitestgehend berücksichtigt.

Eine ungenügende Bestimmungstiefe der Probe liegt regelmäßig dann vor, wenn im Bestimmungsgang mehr als 5 % der Objekte übergeordneten Taxa in den Rängen Unterklasse (in dem Fall Pennales), Gattung oder Artengruppe zugeordnet wurden.

2.5.2.2.3 Zählweise

Bei der Zählung sind sowohl die in Schalenansicht liegenden Objekte als auch die in Gürtelbandansicht liegenden Objekte der benthischen und planktisch-benthischen Taxa zu erfassen. Als planktisch-benthisch im Sinne des Verfahrens Phylib-FG 7 gelten Taxa, die in planktonführenden Flüssen neben ihrer ganzjährigen benthischen Lebensweise regelmäßig auch in der Drift nachgewiesen werden können, wobei nicht ausgeschlossen ist, dass sie sich episodisch in der Drift auch mehr oder weniger erfolgreich teilen können. Inwieweit außer den benthischen und planktisch-benthischen Taxa zusätzlich die im Sinne des Verfahrens Phylib-FG 7 rein planktischen Taxa (siehe Downloadbereich der Bewertungssoftware) im Bestimmungsgang notiert werden sollen, ist vom jeweiligen Untersuchungsziel abhängig.

Für die Bewertung der Fließgewässer mit Phylib-FG 7 sind ausschließlich die benthischen und planktisch-benthischen Diatomeentaxa heranzuziehen. Für Aussagen zum Beitrag des Planktons aus Talsperrren, Teichen oder Regenüberlaufbecken zur Verschlammung der Sohle und der Uferstrukturen an der Messstelle sind Analysen des Planktonanteils in Diatomeenproben sehr aussagekräftig. Diese ökologische Zusatzinformation ist jedoch nicht Bestandteil des Verfahrens Phylib-FG 7.

Bei in Schalenansicht liegenden Diatomeenobjekten ist oftmals nicht erkennbar, ob es sich um einzelne Schalen oder um gesamte Frusteln handelt. Bei der Zählung wird deshalb grundsätzlich nicht zwischen Einzel- und Doppelschalen unterschieden, sondern es werden Objekte erfasst. Frusteln, deren Schalen bei der Präparation nicht getrennt wurden, gehen folglich nur als eine Einheit (ein Objekt eines Taxons) in die Zählung ein. Nicht auf Art- und Varietätsniveau bestimmbare Objekte in Gürtelbandansicht sind auf Gattungsniveau zu bestimmen, und, falls möglich, innerhalb der Gattung

auch einer Artengruppe zuzuordnen und in Längenklassen zu trennen. Nach Abschluss der Zählung werden diese Objekte nach dem prozentualen Verhältnis der in der Probe exakt nach Objekten in Schalenansicht determinierten Taxa auf diese verteilt. Bruchstücke werden nur dann berücksichtigt, wenn ihre Größe die Hälfte der Schalenfläche übersteigt. Als Primärdaten sollen grundsätzlich Objektzahlen erfasst werden.

Die Objektzahlen müssen vor dem Import in die Phylib-FG-7-Online-Anwendung unter Bezugnahme auf die Summe der Objektzahlen aller benthischen oder planktisch-benthischen Taxa der Probe in prozentuale Anteile (Dominanzwerte, Einheit %) umgerechnet werden. Die Einbeziehung aller überwiegend planktisch lebenden Taxa (siehe Downloadbereich der Bewertungssoftware) muss bei der Berechnung der prozentualen Anteile der benthischen und planktisch-benthischen Taxa vermieden werden. Die Dominanzwerte der benthischen oder planktisch-benthischen Taxa sind in der Spalte „Werte“ in der Phylib-Importdatei abzulegen.

2.5.2.3 Zu beachtende Kriterien der „Nichtauswertbarkeit und Nichtbewertbarkeit“

Grundsätzlich müssen für eine gesichert bewertbare Probe 400 Diatomeenobjekte bestimmt werden. Es obliegt dem Anwender, dieses Kriterium zu erfüllen. Die Online-Anwendung Phylib-FG 7 arbeitet importseitig mit Dominanzwerten, die keine direkten Rückschlüsse auf die bestimmte Gesamtobjektzahl zulassen.

Proben mit hinreichender Gesamtobjektzahl müssen vier Kriterien erfüllen, damit eine spätere Bewertung als gesichert angesehen werden kann:

- Anteil planktischer Arten < 5%
- Gesamthäufigkeit 98% ... 102%
- Anteil übergeordneter Taxa (ungenügende Bestimmungstiefe < 5%)
- Anteil aerophiler Arten < 5%.

Ist eines der Kriterien nicht erfüllt, gilt die Diatomeenprobe laut Phylib-FG-Tool als nicht gesichert bewertbar und es ist eine fachgutachterliche Überprüfung erforderlich. Im Folgenden werden Hinweise zu Ursachen und zum Umgang mit diesen Fällen gegeben.

2.5.2.3.1 Kriterium „Anteil planktischer Diatomeen“

Eigentlich sollten die Abundanzen planktischer Taxa nicht erfasst werden. Werden doch Dominanzwerte planktischer Taxa eingegeben, prüft das Phylib-FG-Tool die Summe ihrer Dominanzwerte. Liegt diese über 5 %, gilt die Probe als ungesichert bestimmt. Proben mit einem Anteil planktischer Diatomeen über 5 % müssen fachgutachterlich auf fehlerhafte Importdaten überprüft, ihre Daten korrigiert und dann erneut bewertet werden.

2.5.2.3.2 Kriterium „Plausible Gesamthäufigkeit“

Das Phylib-FG-Tool prüft, ob die Summe der eingegebenen Abundanz zwischen 98 % und 102% liegt (mathematisch irritierende Werte von leicht über 100 % resultieren aus Additionsungenauigkeiten und werden vom Tool bis 102 % daher noch akzeptiert). Liegt der Wert außerhalb dieses Intervalls, gilt die

Probe als ungesichert bestimmt. Proben mit unplausibler Gesamthäufigkeit müssen fachgutachterlich auf fehlerhafte Importdaten überprüft, ihre Daten korrigiert und dann erneut bewertet werden.

2.5.2.3.3 Kriterium „Ungenügende Bestimmungstiefe“

Wie beschrieben, sind die Kieselalgen, soweit möglich, bis auf das taxonomische Niveau der in der jeweiligen Probe vorliegenden Art, Unterart und Varietät zu bestimmen. Bei einem Anteil > 5 % von Diatomeenobjekten, die übergeordneten Taxa (höheren Rängen als der Art) zugeordnet wurden, gibt Phylib-FG 7 die Bewertung mit der Kennzeichnung D-gesichert = FALSCH aus.

Proben mit > 5% ungenügender Bestimmungstiefe müssen fachgutachterlich auf fehlerhafte Importdaten überprüft werden. Im Fall einzelner nicht bestimmbarer Arten oder Neophyten, die in der Bundestaxaliste fehlen können, kann das ungesicherte Ergebnis fachgutachterlich insbesondere dann bestätigt werden, wenn sichergestellt ist,

- dass die nicht bestimmbar oder neophytischen Taxa in der Probe keine signifikanten Verschiebungen der Dominanzverhältnisse der sicher bestimmten Taxa in der Probe durch eine Massenentwicklung ($D > 40\%$) hervorgerufen haben und
- die Probe mindestens 25 eingestufte Taxa im Trophiesystem (Exportspalte „TI-Anzahl“) aufweist.

Die Mindestanforderung von 25 eingestuften Taxa im Trophiesystem entspricht dem 10-Perzentil von routinemäßig, aber fachgerecht bestimmten Diatomeenproben aus Fließgewässern in Deutschland.

Seit 2011 treten in Europa und auch in Deutschland vermehrt unbestimmbare oder neophytische Arten aus der Gattung *Achnantheidium* mit hohen prozentualen Gesellschaftsanteilen (%) auf. Einige dieser Taxa sind nicht in der Bundestaxaliste 2020 enthalten. Für das Verfahren Phylib-FG 7 wurde folgende Ausnahmeregelung getroffen:

1. Alle Arten der Gattung *Achnantheidium* werden immer möglichst bis zur Art und Varietät bestimmt. Die originalen Bestimmungsergebnisse und Objektzahlen werden an den Auftraggeber übergeben.

2. In der Phylib-FG 7 Importdatei werden die prozentualen Anteile der nicht in der Bundestaxaliste 2020 enthaltenen *Achnantheidium*-Arten mit

- 41375 *Achnantheidium minutissimum*-Sippen

codiert.

3. Die Online-Anwendung Phylib-FG 7 wertet dieses Taxon als Ausnahme nicht als „ungenügende Bestimmungstiefe“ und lässt grundsätzlich für dieses und auch für alle anderen benthischen Diatomeentaxa einen mehrfachen Import im Datensatz einer Probe zu.

2.5.2.3.4 Kriterium „Anteil aerophiler Taxa“

Ein Kriterium für eine formal ungesicherte Bewertung stellt ein Anteil > 5 % von Objekten aerophiler Diatomeentaxa in der Probe dar. Aerophile Taxa besiedeln die amphibische Uferzone hydromorphologisch intakter Fließgewässer, einige Arten aber auch überrieselte Felsen oder feuchte Böden. Treten aerophile Diatomeenarten in Fließgewässern in geringen Gesellschaftsanteilen < 5 %

auf, dann ist das normal und kein ökologisches Degradationsmerkmal, und es hat auch keinen Einfluss auf die Sicherheit des Bewertungsergebnisses.

Die Anzahl an Proben mit Anteilen aerophiler Diatomeenarten > 5 % kann in Regionen mit sommer-trockenen Fließgewässern durchaus 1 – 2 % der Proben betreffen. Die Online-Anwendung Phylib-FG 7 gibt dann für die betreffenden Proben im Exportfeld „Bemerkungen“ den Hinweis auf eine nicht gesicherte Bewertung aus. Dieser Hinweis zeigt an, dass im Bereich der beprobten Substrate in den Wochen vor der Probenahme überwiegend ungünstige Entwicklungsbedingungen für die meisten der gegenüber Austrocknung sensiblen Indikatorarten geherrscht haben. Übersteigt der Anteil aerophiler Taxa (siehe entsprechende Kennzeichnung in der Indikatorenliste im Downloadbereich der Bewertungssoftware) den Wert von 5 %, so muss von einem starken aerischen Einfluss auf das beprobte Substrat ausgegangen werden, der die Bewertung stark beeinflussen kann.

Die mit dem o.g. Hinweis als ungesichert ausgegebenen Bewertungsergebnisse sind in jedem Fall fachgutachterlich zu überprüfen.

Liegt in Verbindung mit dem Hinweis auf einen erhöhten Anteil aerophiler Arten auch die „TI-Anzahl“ < 25, sind beide Diatomeenmodule als nicht gesichert bewertbar einzustufen. Die betreffende Probe ist dann untypisch für ein Fließgewässer mit sommerlicher Wasserführung und insofern ungeeignet für dessen ökologische Bewertung, außer für den Sonderfall des Nachweises einer Degradation der aquatischen Flora durch (episodische) Austrocknung.

Als Erfahrungswert für eine absolute Nichtbewertbarkeit einer Probe mit > 5 % Dominanzwertsumme aerophiler Taxa kann gelten, wenn gleichzeitig die „TI-Anzahl“ < 12 ist.

Die möglichen Ursachen der geringen Diatomeenbesiedlung sollten ermittelt werden. U. a. ist dann durch die zuständige Behörde auch die Wasserführung zu überprüfen, um künftige Probenahmezeitpunkte daran ausrichten zu können. Auch die Lage der Messstelle ist zu überprüfen und ggf. sollte die Einrichtung einer zweiten Messstelle in einem für die Überwachung der biologischen Komponenten eventuell besser geeigneten Abschnitt des Oberflächenwasserkörpers erwogen werden.

Nicht einbezogen in die maschinelle Beurteilung, ob eine Diatomeenprobe gesichert bewertbar ist oder nicht, werden die nachfolgenden Kriterien. Dem Anwender gibt die Online-Anwendung zu den nachfolgend genannten Kriterien keinen Vorschlag für eine Entscheidung aus.

2.5.2.3.5 Kriterium „Massenentwicklung einer Art“

Problematisch ist die Bewertung benthischer Diatomeenproben mit Massenentwicklung (> 50 %) einer Art. Vorübergehende Massenentwicklungen sind bei Mikroorganismen mit extrem hohen Teilungsraten, zu denen die Diatomeen zählen, nicht ungewöhnlich. Die Online-Anwendung Phylib-FG 7 gibt bei einer Massenentwicklung im Exportfeld „Bemerkungen“ einen Warnhinweis aus.

Stellt eine allgemeine Referenzart (z. B. *Achnantheidium* spp., *Eunotia* spp.) in einer Probe > 50 % der Objekte, können sich fehlerhafte Bewertungsergebnisse ergeben, weil für solche Proben eine der wichtigsten Randbedingungen der Bioindikation, die freie zwischenartliche Konkurrenz um Nährstoffe in der Diatomeengesellschaft, vorübergehend nur eingeschränkt zutrifft. Im Zuge der Plausibilitätsprüfung sollte fachgutachterlich geprüft werden, ob an der Messstelle eine außergewöhnliche Belastung vorliegt, die die Massenentwicklung einer Art unter Zurückdrängung der anderen Arten

begünstigt hat und ggf. welcher Art diese Belastung war (Parametergruppe, temporär oder dauerhaft). Mögliche Ursachen können sein:

- starke Versauerung (erkennbar am Kriterium „Versauerungszeiger-Diatomeen“ > 50 %) unter Begünstigung einzelner Versauerungszeiger; die Online-Anwendung Phylib-FG 7 wertet dann das Ergebnis auf der Ebene der Gesamtkomponente automatisch ab; insofern ist bei starker Versauerung das durch die Online-Anwendung Phylib-FG 7 ermittelte Bewertungsergebnis im Regelfall gesichert und wird auch als gesichert ausgegeben,
- starker Geschiebetrieb oder sehr starke Strömung (manchmal, aber nicht immer erkennbar am Ergebnis „TI-Anzahl“ < 25) unter Begünstigung einzelner Pionierarten
- Fehler bei der Probenahme (z. B. Probenahme erfolgte auf einer zu kleinen Fläche).

Als Ursache für eine extreme Dominanz einer allgemeinen Referenzart scheidet hingegen erhöhte Saprobie (> 50 % saprobietolerante Taxa) aus, denn keine allgemeine Referenzart ist saprobietolerant.

Stellt eine typspezifische Referenzart (z. B. *Cocconeis* spp.) in einer Probe > 40 % der Objekte, so ist die Bewertung meistens korrekt. Phylib-FG 7 bringt einen Abzugsbetrag an Referenzarten zur Anrechnung. Das Bewertungsergebnis ist damit etwas strenger, im Extremfall (eine typspezifische Referenzart stellt 100 % der Diatomeenobjekte einer Probe) um 2 Klassen.

An Messstellen mit wiederholtem Auftreten von Massenentwicklungen einer Art wird empfohlen, die Ursachen für dieses Phänomen zu ermitteln und bis zur Aufklärung der Ursachen mehr als eine Probe pro Jahr zu untersuchen. In manchen Gebirgsbächen mit starker Strömung und starkem Geschiebetrieb können auch bei wiederholten Probenahmen immer wieder mechanisch gestörte Pioniergesellschaften auftreten. Bestätigt sich dieser Befund durch Überprüfung der Geschiebesituation, wird empfohlen, der möglichen Ungenauigkeit bei der ökologischen Bewertung solcher Oberflächenwasserkörper durch eine angemessene Messstellendichte zu begegnen. In die Ausweisung von Messstellen sollten dann ausnahmsweise auch tiefere Abschnitte mit etwas beruhigter Strömung (sogenannte natürliche „pools“) einbezogen werden, um dort gezielt etwas ausgereifere Diatomeengesellschaften auf lagestabilen Steinen unter etwas geringerer hydraulischer Belastung beproben zu können.

2.5.2.3.6 Kriterium „Außergewöhnlich spärliches Diatomeenmaterial“

Problematisch ist die Sicherheit der Bewertung von Proben mit außergewöhnlich spärlichem Diatomeenmaterial. Außergewöhnlich geringe Diatomeenbesiedlung kommt in Fließgewässern im Durchschnitt nur in ca. 1 – 2 % der Diatomeenproben vor. Bei Kombination besonders ungünstiger Umstände (Beschattung, Hochwasser, Oligotrophie, starker Geschiebetrieb und/oder Gewässerunterhaltung und/oder langjährige Dürre) kann eine außergewöhnlich geringe Diatomeenbesiedlung bis 5 % der Proben einer Untersuchungskampagne umfassen.

Eine außergewöhnlich geringe Diatomeenbesiedlung einer Messstelle liegt vor, wenn in einem verfahrenskonform angefertigten Diatomeenpräparat nicht mehr als 50 Diatomeenobjekte in einem Transekt liegen. Sind auch nach maximaler Einengung des Probenmaterials nur sehr geringe Diatomeenmengen enthalten, die keine sichere Bestimmung von mehr als 199 Diatomeenobjekten gestatten,

- ist diese Probe entweder nicht für eine gesicherte ökologische Bewertung der Messstelle geeignet und muss mangels biologischer Repräsentativität aus der Bewertung des Ober-

flächenwasserkörpers ausgeschlossen werden,

oder:

- Die Messstelle sollte wegen Verödung der Teilkomponente Diatomeen fachgutachterlich mit „schlecht“ bewertet werden, falls eine Belastungsursache eindeutig feststellbar ist.

In solchen Fällen ist eine fachgutachterliche Überprüfung der ökologischen Randbedingungen der außergewöhnlich geringen Diatomeenbesiedlung erforderlich. Mögliche Ursachen können sein:

- schlechte Wahl des Probenahmezeitpunktes (z. B. vorausgegangene Episode mit starkem Geschiebetrieb, z. B. durch Hochwasser oder Sohlräumung bei einer Maßnahme der Gewässerunterhaltung oder des Gewässerausbaus),
- sehr starke Beschattung (makroskopisch keine ausgereifte Aufwuchsassoziation an der Messstelle festgestellt und Substrate auf Zufall beprobt),
- starker Eintrag von Lehm, Ton oder Ocker in das Gewässer (physikalische Überlagerung der Diatomeen),
- Fehler bei der Probenahme (falsches Substrat, z. B. Treibsand gewählt oder zu geringer Probenumfang),
- naturferner morphologischer Ausbau des Gewässers an der Messstelle, z. B. als glattes Betongerinne oder mit senkrechten Spundwänden aus Metall,
- stoffliche Belastung mit diatomeen-toxischen Substanzen.

Als schnell überprüfbares praktisches Kriterium der sicheren Nichtauswertbarkeit einer Diatomeenprobe kann eine Mindestzahl von 50 Objekten im ersten Transekt bei 1000-facher Vergrößerung und einer Transektlänge von mindestens 18 mm gelten. Bei zu vermutender Nichtauswertbarkeit ist die mangelnde Diatomeendichte der Probe durch das Ergebnis einer Testzählung eines Transektstreifens nachzuweisen.

2.5.3 Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)

Die Verfahrensentwickler/innen empfehlen die vollständige Analyse des Phytobenthos, d.h. die Bestimmung aller in den Unterbefunden enthaltenen Arten.

Im Unterschied zur vollständigen Analyse des Phytobenthos werden beim vereinfachten Verfahren nur die Taxa erfasst, die mindestens mikroskopisch massenhaft (Häufigkeit ≥ 3) auftreten. Dabei ist aber mit einem erhöhten Anteil unbewertbarer Proben wegen zu geringer Anzahl indikativer Taxa zu rechnen.

Ziel der mikroskopischen Analyse ist es, die Taxa der repräsentativen Unterproben möglichst auf Artniveau zu bestimmen. Dabei sollte sich die Analyse nicht nur auf die Indikatoren beschränken.

Eine Liste der notwendigen Materialien für die mikroskopische Analyse befindet sich im Anhang 9.1.4.4.

2.5.3.1 Bestimmungsliteratur

Die Algen des PoD gehören verschiedenen Algenklassen an. Einen Überblick über die Algen des PoD bieten der Feldführer und die Bestimmungshilfe von GUTOWSKI & FOERSTER (2009a, 2009b). Ergänzend dazu werden vermutlich ab 2025 durch das LANUV NRW bebilderte Steckbriefe mit Beschreibungen und autökologischen Angaben für alle indikativen PoD-Taxa zur Verfügung gestellt.

Benthische Algen verschiedener Klassen werden auch in dem Buch von SIMONS et al. (1999) und in der älteren Arbeit von PRINTZ (1964) dargestellt.

Viele Algenklassen sind auch in der Algenflora der Britischen Inseln von JOHN et al. (2011) dargestellt und verschlüsselt. Allerdings müssen hier teils taxonomische und nomenklatorische Korrekturen beachtet werden (JOHN et al. 2022). Dies gilt vor allem für die Cyanobakterien. Für die weitere Bestimmung kann häufig auf Bände der Süßwasserflora Mitteleuropas zurückgegriffen werden. Zusätzlich aber sind Bearbeitungen weiterer Algenklassen in Betracht zu ziehen. Im Folgenden werden wichtige Werke zur Bestimmung einzelner Algenklassen angegeben. Die vollständigen Zitate befinden sich im Anhang 9.1.4.5.

Blualgen (Cyanobacteria)

- Komárek & Anagnostides (1998, 2005)
- KOMÁREK (2013)

Rot- und Braunalgen (Bangiophyceae, Compsopogonaceae, Florideophyceae, Phaeophyceae)

- ELORANTA et al. (2011)
- Knappe & Huth (2014)
- Vis & Necchi (2021)

Chrysophyceae

- Starmach (1985)

Trebouxiophyceae, Klebsormidiophyceae

- SIMONS et al (1999)

Tribophyceae (Xanthophyceae)

- Ettl (1978)
- RIETH (1980)

Chlorophyceae

- FOTT (1972)
- Komárek & Fott (1983)

Ulvophyceae

- ŠKALOUD et al. (2018)

Desmidiaceae, Zygnematophyceae

- Coesel & Meesters (2007, 2013)

- LENZENWEGER (1996-2003)
- RŮŽIČKA (1977, 1981)
Euglenophyceae
- Ciugulea & Triemer (2010)
- Huber-Pestalozzi (1955)
- Wołowski & Hindák (2005)

2.5.3.2 Präparation

Das PoD wächst auf verschiedenen Substraten und weist unterschiedliche Wuchsformen auf, die entsprechende Präparationsmethoden erfordern.

Material homogener Flüssigproben (Quetschproben) wird zur Analyse auf den Objektträger aufgetropft, mit einem Deckgläschen verschlossen und kann ohne weitere Vorbehandlung analysiert werden.

Fäden, Büschel oder Polster werden unter dem Stereomikroskop auf unterschiedliche Wuchsformen bzw. Taxa hin untersucht, vom Substrat mit Hilfe einer Pinzette entfernt und mit wenig Wasser auf einen Objektträger gebracht. Dabei kann es für eine Bestimmung notwendig sein, die Anheftungsorgane in die Analyse einzubeziehen. Dies gilt auch für ledrige oder filzige Matten. Epiphytische Algen werden so auch mit erfasst.

Tiefgefrorene Steine werden aufgetaut und die unterschiedlichen Bewüchse oder Beläge unter einem Stereomikroskop mit Auflichtbeleuchtung separat analysiert. Weiterhin können gelatinöse Formen zur genaueren Analyse auf einem Objektträger mit Hilfe des Deckgläschens gequetscht werden oder thallose Formen so präpariert werden, dass Reproduktionsorgane oder andere morphologische Charakteristika zur Artbestimmung erkannt werden können. Hier empfiehlt sich u. U. die Herstellung von Glycerin-Dauerpräparaten zur Dokumentation.

Von farbigen Überzügen, Flecken, Pusteln, Warzen oder Krusten auf Stein wird mit Hilfe eines Skalpells eine kleine Menge abgenommen und mit einem Tropfen Wasser auf einen Objektträger gegeben. Da diese Präparate in der Regel für eine gute mikroskopische Analyse zu dick sind, ist es erforderlich, das Material durch vorsichtiges Reiben oder Zerdrücken dünner zu machen. Auch durch wiederholtes Klopfen mit der Radiergummiseite eines Bleistiftes auf das Deckgläschen wird das Präparat dünner.

Algen auf Feinsubstrat sollten mit möglichst wenig Substrat und etwas Wasser auf den Objektträger aufgetragen werden. Teils ist es notwendig, die entnommenen Algen vorsichtig von angelagertem Detritus und Schlamm zu reinigen.

2.5.3.3 Bestimmung, Bestimmungstiefe und Abschätzung der Abundanz

Das Präparat wird bei 100- bis 400-facher Vergrößerung in Transekten auf dem Präparat durchgemustert und die Taxa bestimmt.

Um ein gutes Bewertungsergebnis zu erzielen, ist eine genügende Bestimmungstiefe erforderlich. In den meisten Fällen wird eine Bestimmung auf Artebene erwartet. Dies ist aber aus verschiedenen Gründen nicht immer möglich. Um diese meist wichtigen Taxa einzubeziehen, reicht eine Bestimmung auf Gattungsebene. Dies betrifft z. B. die Gattungen *Vaucheria*, *Oedogonium*, *Spirogyra*, *Mougeotia* und *Zygnema*, die ohne aufwändige Kulturen zur Analyse der Sexualorgane nicht bis zur Art bestimmt werden können. Es betrifft aber auch Gattungen, deren Arten nur sehr schwer durch morphologische Merkmale zu trennen sind (z.B. *Rivularia*, *Compsopogon*, *Paralemanea*) und/oder die vermutlich eine ähnliche Autökologie aufweisen (*Cylindrospermum*, *Characiopsis*, *Characium*, *Chaetophora*, *Draparnaldia*, *Stigeoclonium*). Für einige biozönotische Typen wird eine Gattungsbestimmung aber auch akzeptiert, wenn alle bzw. die am meisten verbreiteten Indikatoren der Gattung in diesem FG-Typ die gleiche Einstufung aufweisen (z. B. *Audouinella*, *Batrachospermum*, *Ulva*). Für einige weitere Taxa ist eine Bestimmung auf der Ebene der Varietät notwendig, da hier die Nominatvarietät eine unterschiedliche Autökologie besitzt. Dies betrifft vor allem die Desmidiaceae, aber auch einige andere Arten. Nur in zwei Fällen werden Kombitaxa als Indikatoren akzeptiert (*Chamaesiphon confervicolus / incrustans*, *Lemanea / Paralemanea*). Die Liste der Indikatorarten mit ihrer Zuordnung steht auf der Erläuterungsseite zur Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung.

Dabei richtet sich die Anzahl zu durchmusternder Deckgläser (in der Regel 1 bis 3) nach der Anzahl neu hinzukommender Taxa je Deckglas (Artensättigung). Weiterhin wird in einem Mikroskopierprotokoll jedes Taxon unter Angabe seiner Häufigkeit notiert (Beispiel im Anhang 9.1.4.6). Dabei gelten folgende Abundanzschätzungen (Tabelle 3):

Tabelle 3: Einschätzungen der mikroskopischen Abundanz.

Abundanz	Beschreibung
1	selten (eine bis wenige Beobachtungen je Deckglas)
2	häufig (gelegentlich bis regelmäßig, ≥ 8 Beobachtungen je Deckglas)
3	massenhaft (sehr häufig in den meisten Sichtfeldern)

Im vollständigen Verfahren werden in dieser Weise alle mikroskopisch unterscheidbaren Taxa der einzelnen Unterproben erfasst. Beim vereinfachten Verfahren konzentriert sich die Analyse nur auf die massenhaft auftretenden Taxa. Zu beachten ist, dass sich Abundanzschätzungen nur auf vitale Zellen bzw. unversehrte Vegetationskörper beziehen dürfen. Dies betrifft auch fädige Formen, deren Bruchstücke häufig vorkommen können, aber natürlich nur auf wenige Thalli zurückgehen.

Zur Qualitätssicherung sollen die gefundenen Taxa mit ihren typischen Merkmalskomplexen ausreichend fotografisch dokumentiert und die Bilder in einer Bilddatenbank abgelegt werden. Erforderlich sind dazu häufig Fotos mehrerer Fokalebene oder unterschiedlicher Ausprägungen der Thalli.

Nach der mikroskopischen Analyse liegen für jede Probenahme Ergebnisse in Form von Artenlisten mit Häufigkeitsangaben zu jeder Art vor. Unsicher bestimmte Taxa werden mit cf. („confer“ – „vergleiche mit“) angegeben. Bei Unsicherheiten bezüglich ähnlicher Taxa sollte der Name des nächsthöheren Taxons mit einer Bemerkung zur vermuteten Art angegeben werden.

Nach diesen Untersuchungen sollten die Proben (sofern nicht eingefroren) fixiert und ausreichend lange aufbewahrt werden.

2.5.3.4 Erstellung des Gesamtbefundes

In einem Gesamtbefund werden für das vollständige Verfahren die Taxa der einzelnen Unterbefunde mit ihrer Abundanz aus dem Mikroskopierprotokoll mit den Deckungsgraden der Belege aus dem Feldprotokoll kombiniert (Tabelle 4) und in folgender Art und Weise miteinander verrechnet: In einem ersten Schritt:

- erhalten Taxa mit mikroskopischer Abundanz 3 eine Gesamtabundanz, die dem makroskopischen Deckungsgrad entspricht (3 bis 5),
- erhalten Taxa, die im gesamten Gewässerabschnitt als gerade noch sichtbare Einzelfunde nachgewiesen wurden, die Abundanz 2,
- behalten Taxa mit mikroskopischer Abundanz 1 oder 2 diese Abundanz, unabhängig vom Deckungsgrad der jeweiligen Unterprobe.

In einem zweiten Schritt sollte die Stetigkeit des Vorkommens eines Taxons beachtet werden. Kommt ein Taxon in drei Unterbefunden mit gleicher Abundanz vor, so wird es im Gesamtbefund um eine Abundanzstufe höhergestuft.

Die stärker differenzierten Prozentangaben aus den Feldprotokollen (Tabelle 2) sind eine gute Hilfe, um bei Mehrfachnennungen von Taxa notwendige Höherstufungen in der Gesamtabundanz zu erkennen.

Grundsätzlich sollte am Ende geprüft werden, ob die vergebenen Schätzungen der Abundanz in der Zusammenschau aller Teilproben plausibel sind. Für das vereinfachte Verfahren gelten dann nur die Häufigkeitsstufen 3 bis 5. Ausgehend von diesen Artenlisten kann eine Bewertung der Probestelle zum Zeitpunkt der Probenahme vorgenommen werden.

Tabelle 4: Häufigkeitsschätzungen nach dem vollständigen Phylib – Verfahren.

Abundanz	Beschreibung
1	mikroskopisch selten
2	mikroskopisch häufig oder makroskopischer Einzelfund
3	makroskopisch selten, gerade noch erkennbar oder mikroskopisch massenhaft
4	häufig, aber weniger als 1/3 des Gewässerbettes bedeckend
5	massenhaft, mehr als 1/3 des Gewässerbettes bedeckend

2.6 Eingabe in das DV-Tool

Die Eingabe der Untersuchungsdaten erfolgt ähnlich wie in Phylib 5.3.0 über eine Excel-Mappe mit zwei Tabellenblättern.

Das erste Tabellenblatt enthält als bewertungsrelevante Pflichtangaben zu den Messstellen folgende Felder:

- Messstellen - Identifikation,
- Proben - Identifikation,
- Ökoregion
- Diatomeentyp
- Makrophytentyp
- PoD-Typ
- WRRL-Typ
- Makrophytenverödung
- Begründung der Verödung
- Helophytendominanz

Weitere fakultative Felder können unterstützend für die Datenführung genutzt werden, siehe hierzu die technische Dokumentation.

Für die Eingabe der Makrophytendaten sind die Erläuterungen zu Helophytendominanz und Makrophytenverödung (Kapitel 2.3.1.1.1 und 2.3.1.1.2) zu beachten, da diese Parameter großen Einfluss auf die Bewertung haben und diese um mehrere Zustandsklassen verändern können.

Das zweite Tabellenblatt enthält alle Informationen zu den Messwerten. Hier müssen folgende Pflichtfelder beachtet werden:

- Messstelle
- Probe
- Taxon
- Form (nur bei Makrophyten*)
- Einheit
- Messwert
- cf. Bestimmung (nur bei Bedarf)

***Für die Teilkomponente „Makrophyten“ sollten Taxa an einer Probestelle nicht gleichzeitig mit der Wuchsform „S“ (submers) und „F-SB“ (flutend - Schwimmblatt) eingelesen werden. Treten einzelne Makrophytentaxa an einer Messstelle sowohl untergetaucht (submers, S) als auch mit Schwimmblättern (natant, F-SB) auf, dann sind die Befunde für jedes dieser Taxa auf eine Häufigkeitsklasse 1 – 5 zusammenzuziehen und die Wuchsform als „S“ zu kennzeichnen.**

Auch die Gesamtpflanzenmenge der Makrophyten wird nicht eingegeben. Phylib-FG 7 bewertet alle Erscheinungsformen gleichwertig, behandelt jedoch Eingaben derselben Art mit verschiedenen Wuchsformen wie verschiedene Taxa. Durch Mehrfachnennungen können einzelne Taxa so überrepräsentiert und das Zusatzkriterium Artenarmut (Kapitel 4.1.2.3) verfälscht werden.

Weitere mögliche Angaben und Spezifikationen sind der Technischen Dokumentation zu Phylib-FG zu entnehmen. Eine Vorlage für die Eingabetabellen steht auf der Erläuterungsseite der Berechnungssoftware zum Download bereit.

3 Bestimmung der biozönotischen Fließgewässertypen

Die Anwendung des Phylib-FG-Verfahrens setzt die korrekte Zuordnung des beprobten Gewässers zu den für die drei Teilkomponenten ermittelten biozönotischen Typen voraus. Anthropogene Überformungen, wie Veränderungen der Gewässerstruktur und des Abflussregimes sowie der chemisch-physikalischen Bedingungen, müssen bei der Zuordnung der biozönotischen Typen außer Acht gelassen werden.

3.1 Geochemische Prägung (silikatisch / karbonatisch)

Als Grundlage dient die LAWA-Gewässertypologie nach POTTGIESSER (2018). Sie beschreibt für einige Typen aufgrund der Geologie im Leitbild für den Referenzzustand unterschiedliche geochemische Ausprägungen. Dabei werden die beiden hydrogeochemischen Ausprägungsformen „silikatisch“ bzw. „basenarm“ und „karbonatisch“ bzw. „basenreich“ unterschieden.

Für Gewässer mit überwiegend mineralischem Substrat gilt:

- Karbonatisch geprägte Gewässer kommen in Gebieten mit natürlicherweise hohen Kalkgehalten im Boden vor. Im Jahresmittelwert liegen hier die Hydrogenkarbonatkonzentrationen (HCO_3^-) > 1,40 mmol/l, allerdings können diese Werte nach Starkniederschlägen oder bei Schneeschmelze episodisch sehr viel niedriger liegen.
- Karbonatische Gewässer sind im circumneutralen Bereich durch das Kalk-Kohlensäure-Gleichgewicht gut gepuffert und ihre Flora ist an die stets gute Verfügbarkeit von HCO_3^- als Kohlenstoffquelle und an das alkalische Milieu (pH-Werte um 8,0, natürliche saisonale und tageszeitliche Schwankungsbreite 7,3 – 8,7) angepasst. Pflanzenarten mit Bindung an hydrogenkarbonatreiche Gewässer gelten als Kalkzeiger.
- Das Feinsediment karbonatischer Gewässer weist Anteile an Calciumkarbonat auf. Durch verschiedene Mechanismen, u. a. auch durch Entzug von CO_2 bei der Fotosynthese, können sich feste Kalküberzüge auf den Sohlsubstraten der karbonatischen Gewässer bilden.
- Silikatische Gewässer kommen in Gebieten mit natürlicherweise niedrigem Kalkgehalt im Boden vor. Unter Referenzbedingungen weisen diese Gewässer meist einen Jahresmittelwert der HCO_3^- -Ionen Konzentrationen $\leq 1,40$ mmol/l auf. Dieser kann jedoch episodisch, natürlicherweise in Dürrezeiten, aber aktuell auch ständig durch Aufkalkung oder Einleitungen, sehr viel höher liegen.
- In silikatischen Gewässern liegt der pH meist im schwach sauren bis subneutralen Bereich (pH 5 – 7). Allerdings wird der pH während der Vegetationsperiode von der Fotosynthese der Pflanzen stark beeinflusst, so dass er auch in eindeutig silikatischen Gewässern episodisch auf Werte über 8 steigen kann. Die Flora silikatischer Gewässer ist an die stets geringe Verfügbarkeit von

Hydrogenkarbonat als Kohlenstoffquelle und an das subneutrale (pH-Werte um 7) bis schwach saure (pH 7 – pH 5) Milieu angepasst. Arten mit Bindung an hydrogenkarbonatarme Gewässer gelten als Silikatzeiger.

Da die Aufwuchsalgen in silikatischen Gewässern kein Calciumkarbonat ausfällen, können sich in diesen Gewässern keine festen Kalküberzüge auf Festsubstraten bilden. Jedoch sind auch in karbonatischen Fließgewässern feste Kalküberzüge auf Festsubstraten nicht regelmäßig zu finden, also kein sicheres typologisches Merkmal.

Den Messstellen werden die hydrogeochemischen Ausprägungsformen anhand von Merkmalen der Geologie und der Böden des Einzugsgebietes in Verbindung mit den örtlich zutreffenden botanischen Referenzgesellschaften zugewiesen.

Karbonatische Gewässer werden ausgewiesen in Landschaften mit kalkhaltigem Fest- oder Lockergestein, sofern das Grundwasser von Natur aus Hydrogenkarbonatkonzentrationen $> 1,40$ mmol/l enthält. Die Zusammensetzung des Oberbodens (Anteile von Sand, Humus oder Torf) ist hingegen für die Ausweisung irrelevant.

Silikatische Gewässer werden großflächig in Landschaften mit Silikatgestein und regional im Tiefland ausgewiesen, sofern das Grundwasser örtlich und von Natur aus HCO_3^- -Ionenkonzentrationen $\leq 1,40$ mmol/l enthält. Zu beachten ist, dass karbonatische Böden auf silikatischem Gestein in der Regel zu einem karbonatischen Charakter des Gewässers führen.

Für Gewässer mit überwiegend organischem Substrat (LAWA-Typen 11 und 12) gilt:

- basenarme organische Gewässer weisen eine niedrige Konzentration der Erdalkalitionen Ca^{2+} und Mg^{2+} auf (im Regelfall zusammen $\leq 0,7$ mmol/l),
- in basenreichen organisch geprägten Gewässern liegt eine relativ hohe Konzentration der Erdalkalitionen Ca^{2+} und Mg^{2+} vor - im Regelfall liegen sie in der Summe $> 0,7$ mmol/l.

Zur Unterscheidung von silikatisch/basenarmen und karbonatisch/basenreichen Gewässern wird in erster Linie der Jahresmittelwert der Hydrogenkarbonatkonzentration herangezogen. In nicht durch Sulfat beeinflussten Gewässern kann auch der Jahresmittelwert der Gesamtkonzentrationen der Erdalkalitionen erste grobe Anhaltspunkte liefern (siehe Angaben für die LAWA-Typen in POTTGIESSER 2018). Die Kriterien sind in Tabelle 5 zusammengefasst.

Tabelle 5: Kriterien der geochemischen Prägung.

Kriterien	silikatisch-basenarme Gewässer	karbonatisch-basenreiche Gewässer
HCO_3^- -Konzentrationen bzw. Säurekapazität $k_{\text{S}4,3}$ (Hauptkriterium)	$\leq 1,40$ mmol/l	$> 1,40$ mmol/l
Gesamtkonzentration der Erdalkalitionen Calcium (Ca) und Magnesium (Mg) (Hilfskriterium)	$\leq 0,7$ mmol/l	$> 0,7$ mmol/l

Die hydrogenkarbonatreichen (= basenreichen) Ausprägungsformen werden für die Bewertung der Diatomeen den biozönotischen Typen D 1 – D 4 (Alpen, Voralpen), D 8 – D 10 (Mittelgebirge) und D 12 – D 13 (Tiefland) zugeordnet. Die hydrogenkarbonatarmen (= basenarmen) Ausprägungsformen

werden bei der Diatomeenbewertung mit den biozönotischen Typen D 5 – D 7 (Mittelgebirge) und D 11 (Tiefland) umrissen.

Für das PoD werden die biozönotischen Typen mit den Affixen „_kbr“ als Kürzel für „karbonatisch oder organisch basenreich“ bzw. „_soba“ als Kürzel für „silikatisch oder organisch basenarm“ charakterisiert.

Bei den Makrophyten finden sich Hinweise auf die geochemische Prägung der Gewässer in den Bezeichnungen „MRK“ bzw. „MRS“ für „karbonatisch“ (= basenreich) und „silikatisch“ (= basenarm).

Ein Schlüssel im Anhang 9.2.1 dient zur Findung der entsprechenden biozönotischen Typen für Diatomeen, Makrophyten und PoD anhand der LAWA-Typologie und zusätzlicher Angaben zum Chemismus, zur Geologie und zum dominanten Sohlsubstrat.

Das Hauptkriterium zur Trennung zwischen karbonatischen und silikatischen Fließgewässerausprägungen (Alkalinität \leq bzw. $>$ 1,40 mmol/l) ist algensozioologisch begründet. Für sensible Indikatorarten der Silikatgewässer endet der Toleranzbereich etwa bei Alkalinitäten = 1,40 mmol/l. Bei Alkalinitäten $>$ 1,40 mmol/l sind benthische Algenarten im Vorteil, die außer gelöstes CO₂ auch Hydrogenkarbonat als C-Quelle nutzen können und dabei Calciumcarbonat ausfällen. Dieses ausgefallte Calciumcarbonat verleiht den karbonatischen Fließgewässern ihre charakteristische Mikrohabitatstruktur mit Kalkausfällungen. Bei Alkalinitäten $<$ 1,40 mmol/l sind die Festsubstrate der Fließgewässer frei von Kalkkrusten, es bilden sich auch keine kalkigen Feinsedimente und die silikatischen Referenzarten erlangen hohe Dominanzwerte.

Eine besondere Stellung im Bewertungsansatz von Phylib-FG 7 nimmt jetzt der LAWA Typ 5 ein, der für Bewertung mit Diatomeen auf grobmaterialreiche Bäche der geologischen Formationen Granit, Gneis und die kalkfreien Bereiche des Buntsandsteins (z. B. natürlich saure Bäche des Buntsandstein-Odenwaldes, HE) und kalkfreier Schiefergebirge (z. B. Thüringer Schiefergebirge, TH) begrenzt wird. Seine Vorkommen konzentrieren sich auf die montanen Lagen $>$ 600 m N.N., wo überwiegend natürliche Alkalinitäten im Bereich 0,15 ... 0,7 mmol/l ausgeprägt sind.

In Vulkanitgebieten, in gut gepufferten Schiefergebirgen und in feinmaterialreichen Lehm- und Sandgebieten der unmittelbaren Mittelgebirgsvorländer, die überwiegend in der collinen Höhenstufe 600 m - 200 m N.N. liegen, sind für die Bewertung mit Diatomeen ab Phylib-FG 7 die Diatomeentypen D 6 und D 5.1 zuzuweisen.

Der in Phylib-FG 7 neu eingeführte Diatomeentyp D 5.1 sollte feinsedimentreichen Silikatbächen in Mittelgebirgen und deren Vorländern vorbehalten bleiben, die in Deutschland im Wesentlichen auf die Gebiete der Höhenlagen 600 – 200 m N.N. begrenzt sind. Die Nährstoffverfügbarkeit (P, K, N, Mg, Ca ...) in Bächen von Einzugsgebieten mit oft mehrere Meter mächtigen lehmigen Böden ist von Natur aus ungleich besser als in der Felsregion $>$ 600 m N.N. Die Feinsedimente der Bäche in feinmaterialreichen Einzugsgebieten sind daher anteilig auch von einigen euträphenten Diatomeenarten besiedelt. Der typologische Unterschied zwischen D 5 und D 5.1 liegt vor allem im höheren Feinsedimentanteil auf der Sohle und in ufernahen Bezirken in Verbindung mit einem etwas geringeren Gefälle, so dass euträphente Arten nicht komplett aus der Referenzflora des D 5.1 ausgeschlossen sind.

Die Abgrenzung des D 5.1 zum D 6 ergibt sich über die dominante Geologie der Böden im Einzugsgebiet. Der charakteristische Schiefer des D 6 ist ein mechanisch relativ festes

Sedimentgestein, das im Bach plattig verwittert. Im Vergleich zu Kalkstein enthält der ebenfalls aus marinen Ablagerungen hervorgegangene Schiefer immer viel weniger Calciumkarbonat. Schiefer verwittert deshalb viel langsamer als normaler Kalkstein (Ausnahme: Marmor als hochgradig verfestigter Kalkstein verwittert auch sehr langsam). Eine geologische Ausnahme unter den Schiefen bildet der schwarze Schiefer, der z. B. im Thüringer Schiefergebirge vorkommt und aus dem im Vorkommensgebiet und in den angrenzenden Regionen viele Dächer gedeckt sind. Schwarzer „Dachschiefer“ besitzt eine sehr hohe Verwitterungsstabilität und ist kalkfrei. Bäche mit dominanter Prägung durch kalkfreien schwarzen Schiefer, z. B. im oberen Saalegebiet, sollten auf diatomeensoziologische Konformität zum D 5 engerer Auslegung überprüft und bei Dominanz von Silikateigerarten nicht zum D 6, sondern zum D 5 zugeordnet werden.

Im Falle unplausibler (zu streng erscheinender) Referenzartenbewertungen des neuen Diatomeentyps D 5.1 wird empfohlen, testweise eine Zuweisung zum Diatomeentyp D 6 zu versuchen, der im Trophiemodul identisch bewertet wird, aber einen um Arten subneutraler Bäche ergänzten Referenzartenkatalog umfasst.

Die feinmaterialreichen Diatomeentypen D 5.1 und D 8.1 werden anhand der natürlichen Alkalinität über den Schwellenwert 1,40 mmol/l getrennt. Der Lößbach D 8.1 ist überwiegend in Lagen zwischen 300 und 50 m N.N. verbreitet, also von der collinen Stufe hinabreichend bis in die Börden. Er wird für Phylib-FG 7 bei einer natürlichen, anthropogen unbeeinflussten Alkalinität > 1,4 mmol/l festgelegt. Zu beachten ist bei der Typzuweisung des D 8.1, dass in dieser Höhenlage der früher kalkarmen unteren Mittelgebirgslagen bei 600 bis 200 m N.N. Äcker und Fischteiche seit Jahrhunderten gekalkt werden. Aus diesem Grund muss die ursprüngliche hydrochemische Prägung der Bäche dieser Gebiete ggf. anhand von limnochemischen und diatomeensoziologischen Untersuchungen referenznaher Fließgewässerstrecken in Waldgebieten abgeleitet werden.

Liegen keine Angaben bzw. Messungen der Säurekapazität oder der Konzentration von Hydrogenkarbonat, Ca und Mg vor, so ist bei ausschließlich naturräumlich zugewiesener geochemischer Prägung das Bewertungsergebnis genau auf Plausibilität zu prüfen, ggf. müssen der jeweils parallele Typ ebenfalls berechnet und beide Ergebnisse diskutiert werden. Das betrifft für die Makrophyten die Typen MRS bzw. MRK und für Diatomeen bzw. PoD die Unterscheidung silikatisch/karbonatisch bzw. basenarm/basenreich.

In der Praxis werden sich nicht alle Gewässer in ihrem gesamten Längsschnitt durchgehend und eindeutig einem silikatischen oder karbonatischen Typ zuordnen lassen. Es gibt Fließgewässer mit Übergangsbereichen. Weiterhin gibt es Fließgewässer, die schon ab dem Quellbereich eine intermediäre hydrochemische Stellung einnehmen und die sich dann auch im weiteren Fließverlauf weder eindeutig mit silikatisch noch eindeutig mit karbonatisch beschreiben lassen. Entscheidend für die Bewertung mit Phylib-FG 7 ist die bestmögliche Zuordnung der zu bewertenden Messstelle zu den jeweiligen biozönotischen Typen der drei Teilkomponenten. Immer sollten dabei auch der Grad anthropogener Aufhärtung und Aufsalzung sowie zu erwartende Trends des Wasserchemismus im Rahmen des Klimawandels bei der Typzuweisung besonders beachtet werden. Als Hilfen für die Typermittlung dienen auch die bundesweite LAWA-Typenkarte (https://www.wasserblick.net/servlet/is/18727/Typenkarte_Dez_2003.pdf?command=downloadContent&filename=Typenkarte_Dez_2003.pdf, Abrufdatum 23.04.2024) oder die Steckbriefe der Fließgewässer Deutschlands (POTTGIESSER 2018, siehe <https://www.wasserblick.net>, Abrufdatum

02.04.2024). In der Tabelle im Anhang 9.2.1 werden verschiedene Anmerkungen und Hinweise zum Vorgehen bzw. zu möglichen Alternativzuordnungen einiger problematischer Fließgewässertypen für Diatomeen und PoD gegeben.

3.2 Strömungstyp

Makrophyten reagieren artabhängig stark auf mechanische Belastung. Ein reißendes, turbulentes Strömungsgeschehen zerstört Pflanzen ohne sklerenchymatisches Festigungsgewebe. Bei solchen rhithralen Bedingungen können nur strömungsresistente Arten mit festen Sprossen oder auch sehr kleinwüchsige Arten existieren. Bei eher laminaren, potamalen Strömungsbedingungen treten vermehrt langwachsende, zartere Pflanzen oder auch Schwimmblattgewächse auf. Diese verschiedenen hydraulischen Ausprägungen können nicht an der längszonalen Einordnung nach der LAWA-Typologie festgemacht werden. Als Kriterium wird die bei mittleren Abflussmengen (MQ) im Mittel des Gewässerquerschnitts erreichte Fließgeschwindigkeit bei (potenziell) natürlichen hydromorphologischen Bedingungen herangezogen:

- Als potamal werden Fließgewässer eingestuft, wenn die mittlere potenziell natürliche Fließgeschwindigkeit $\leq 0,3$ m/s ist.
- Rhithrale Fließgewässer weisen eine mittlere potenziell natürliche Fließgeschwindigkeit von $> 0,3$ m/s auf.

Zur Berechnung der potentiell natürlichen Fließgeschwindigkeit wird ein vom Planungsbüro Koenzen vorgestelltes Verfahren dargestellt, das auf Durchflussmengen, Talbodengefälle und hydraulischen Charakteristika natürlicher Gewässertypen beruht. Das Verfahren ist in WEYER et al. (2017) beschrieben und steht unter folgendem Link zur Verfügung: http://136.243.134.87/gewaesser-bewertung/files/o-9_16_ueberarbeitung_phylib_makrophyten_fg_2017_09_15.pdf. Weiterhin spielt die Gewässergröße eine wichtige Rolle. Ein Gewässer eines Makrophyten-Typs im Tiefland mit dem Suffix „k“ ist ein kleines Gewässer seines Typs und weist Bachcharakter auf, das Einzugsgebiet ist in der Regel < 100 km². Das Suffix „m“ beschreibt ein Gewässer mit dem Charakter eines kleineren bis mittelgroßen Flusses mit einem Einzugsgebiet bis 1.000 km². Ein mit dem Suffix „g“ bezeichneter Typ steht für ein großes (Einzugsgebiet > 1.000 km²) oder sehr großes (Einzugsgebiet > 10.000 km²) Gewässer seines Typs und sollte entsprechende Merkmale aufweisen.

4 Grundsätze der Bewertung

Die drei Teilkomponenten „Makrophyten“, „Diatomeen“ und „Phytobenthos ohne Diatomeen“ werden zunächst als Teilkomponenten einzeln bewertet und schließlich anhand normierter ökologischer Qualitäts-Quotienten (EQR) zu einer Gesamtbewertung verrechnet. Im Folgenden werden die Grundsätze der Bewertung der drei Teilkomponenten kurz beschrieben. Eine detaillierte Anleitung mit allen Berechnungsformeln und Grenzwerten findet sich in der Technischen Dokumentation und steht auf der Erläuterungsseite der Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung.

4.1 Bewertung Makrophyten

Das Teilmodul „Makrophyten“ basiert auf der Erfassung des Unterschiedes zwischen der vorgefundenen Biozönose mit dem Arteninventar und den Häufigkeitsverhältnissen im Referenzzustand. Dieser Unterschied wird durch die Berechnung des Referenzindex in Kombination mit gewässertypspezifischen Zusatzkriterien ermittelt.

Im Vergleich zu früheren Versionen wird im aktuellen Bewertungsverfahren mehr Wert auf einen engeren Bezug des Bewertungsergebnisses zur Gewässerstruktur gelegt. Daher wird das Zusatzkriterium „Helophytendominanz“ nun in allen Gewässertypen berücksichtigt. Auch durch die Berücksichtigung des Zusatzkriteriums „Rhithralisierung“ in potamalen Gewässern ist die Bewertung nach dem korrekten Makrophytentyp von entscheidender Bedeutung.

Bei unplausiblen Bewertungsergebnissen wird deshalb geraten, die Bewertung ggf. mit einem anderen Makrophytentyp zu berechnen. Alternative Typen können über die Tabelle im Anhang 0 ermittelt werden.

4.1.1 Referenzindex

Für die Berechnung des Referenzindex werden alle aquatischen und einige amphiphytische Arten gewässertypspezifisch in vier Gruppen unterteilt:

- **Artengruppe A** enthält Arten, die an Referenzstellen dominieren und somit als typspezifisch bezeichnet werden können. Mit fortschreitender Gewässerbelastung nimmt der Anteil dieser Arten ab.
- Taxa der **Artengruppe B⁺** weisen im Allgemeinen eine weite ökologische Amplitude auf, bilden aber in unbelasteten Gewässern besonders individuenreiche Bestände aus.
- **Artengruppe B** umfasst alle Taxa mit weiter ökologischer Amplitude sowie solche mit Schwerpunkt im mittleren Belastungsbereich. An vollständig unbelasteten Stellen kommen diese Arten gemeinsam mit Arten aus Gruppe A und B⁺ vor, an stark degradierten Stellen zusammen mit Arten der Gruppe C.

- In **Artengruppe C** werden Störzeiger zusammengefasst, die einen deutlichen Verbreitungsschwerpunkt an degradierten Standorten zeigen und höchstens in geringen Mengen an den Referenzstellen auftreten.

Die im Gelände ermittelten Pflanzenmengen werden in Quantitäten umgewandelt: (Pflanzenmenge³ = Quantität). Der Referenzindex wird aus den prozentualen Anteilen dieser Quantitäten errechnet. B-Arten (und B⁺-Arten unterhalb bestimmter Schwellenwerte der Quantität) wirken sich dabei in Richtung Referenzindizes nahe Null (an der Klassengrenze gut / mäßig) aus, A-Arten verbessern den Index generell, B⁺-Arten verbessern ab Erreichen eines Schwellenwertes der Quantität den Index, rücken ihn in den positiven Bereich. Unterhalb des Schwellenwertes ziehen sie ihn hingegen in Richtung Null an der Klassengrenze gut / mäßig und stabilisieren ihn in diesem Bereich, während C-Arten ihn verschlechtern.

Die Liste der Indikatorarten und ihrer Zuordnung steht auf der Erläuterungsseite der Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung.

4.1.2 Zusatzkriterien

Der Referenzindex wird ergänzt durch gewässertypspezifische Zusatzkriterien, die mit dem Referenzindex verrechnet und anschließend auf eine einheitliche EQR-Skala von 0 bis 1 umgerechnet werden.

Die ökologische Zustandsklasse 5 wird ausschließlich bei vorliegender Makrophytenverödung erreicht, alle anderen Zusatzkriterien führen auch in Kombination schlechtesten falls zur ökologischen Zustandsklasse 4. Es gelten folgende Zusatzkriterien:

4.1.2.1 Makrophytenverödung

Werden in einem Wasserkörper nicht genügend aquatische Wasserpflanzen für eine gesicherte Bewertung gefunden, ohne dass es hierfür plausible natürliche Ursachen gibt, so muss die Möglichkeit einer Makrophytenverödung geprüft werden. Makrophytenverödung, die ihre Ursache in anthropogener Beeinflussung hat, stellt die größtmögliche Degradation der Vegetation dar. Beispiele hierfür sind übermäßige Nährstoffbelastung, Mahd, Räumung, Pestizideinsatz etc. Liegt eine Makrophytenverödung vor, so ergibt die Teilkomponente Makrophyten eine gesicherte Bewertung der ökologischen Zustandsklasse 5.

4.1.2.2 Helophytendominanz

Das Zusatzkriterium „Helophytendominanz“ wird auf alle Makrophyten-Gewässertypen ausgeweitet. Es gilt als erfüllt, wenn es im Kartierprotokoll angegeben wurde (bitte Kapitel 2.3.1.1.1 beachten), kann aber auch nachträglich durch das DV-Tool errechnet werden, um Altdaten zu bewerten. Eine Beurteilung im Gelände ist der Berechnung dabei stets vorzuziehen, weshalb bei widersprüchlichen

Angaben des DV-Tool die Angabe aus den Kopfdaten/Kartierprotokoll berücksichtigt. Die Diagnose „Helophytendominanz“ führt in jedem Fall zu einer Bewertung mit Klasse 4.

4.1.2.3 Artenarmut

Potamal geprägte Fließgewässertypen sind natürlicher Lebensraum für eine Vielzahl an Makrophytenarten. In den Typen MP, TNk, TNm und TNg wird der Index deshalb abgewertet, wenn weniger als 4 bzw. 5 aquatisch vorkommende Arten gefunden werden.

4.1.2.4 Eutrophierungszeiger

In den mittleren und großen potamalen Tieflandgewässern des Typs TNm und TNg sind einige eutrophe Arten, die in den anderen Typen als Störzeiger eingestuft sind, auch an naturnahen Standorten in geringen bis mäßigen Mengen vertreten (z. B. *Elodea canadensis* und *Potamogeton pectinatus*). In diesen Typen wurden sie deshalb den indifferenten Arten zugeordnet. Hohe Anteile dieser Arten führen jedoch in diesen Typen zur Abwertung.

4.1.2.5 Evenness

Als Maß für die Gleichverteilung der Arten einer Probestelle zeigt die Evenness Massenbestände einzelner Arten an. In den Typen TNk, TNm und TNg führt ein Wert von unter 0,6 bzw. 0,75 deshalb zur Abwertung des Indexwertes.

4.1.2.6 Lemniden

Die kleinen, auf dem Wasser schwebenden Arten *Azolla filiculoides*, *Lemna gibba*, *Lemna minor*, *Lemna minuta*, *Lemna turionifera*, *Pistia stratiotes* bzw. *Spirodela polyrhiza* sind unempfindlich gegenüber Wassertrübung und breiten sich insbesondere in aufgestauten Bereichen stark aus. In fast allen Gewässertypen wurden sie deshalb der Gruppe der Störzeiger zugeordnet. In den potamalen Tieflandgewässern der Typen TNk, TNm und TNg sind sie jedoch auch an naturnahen Standorten in geringen bis mäßigen Mengen vertreten. In diesen Gewässern wurden sie den B-Arten zugeordnet. Hohe Anteile dieser Arten führen jedoch in diesen Typen zur Abwertung.

4.1.2.7 Rhithralisierungszeiger

Die Arten *Myriophyllum spicatum* und *Ranunculus spp.* sind charakteristisch für rhithrale, relativ schnell fließende Gewässer. Dominieren diese Arten in den natürlicherweise potamal geprägten Typen MP, TNk, TNm und TNg, wird der Index deshalb abgewertet.

4.1.3 Sicherungskriterien

Um eine gesicherte Bewertung zu erhalten, müssen drei Mindestkriterien gleichzeitig erfüllt sein:

- Die Gesamtquantität aller an der Probestelle vorkommenden submersen Arten muss mindestens 17 betragen,
- zugleich muss die Anzahl der submersen und zugleich indikativen Taxa mindestens 2 betragen,
- der Anteil der eingestuften Arten (A/B/B⁺/C) muss über 75 % liegen.

Ist eines dieser Kriterien nicht erfüllt, so gilt die Bewertung als nicht gesichert.

Ausnahmen von diesen Regeln gelten bei begründeter Makrophytenverödung oder Helophyten-dominanz. Liegt einer dieser Fälle vor, ist die Bewertung mit dem Modul „Makrophyten“ immer gesichert.

4.2 Bewertung Diatomeen

Die Bewertung der Diatomeen erfolgt über zwei Basismodule, die immer beteiligt sind, und zwei Zusatzmodule, die nur bei Versalzung oder Versauerung aktiv werden, dann aber nicht zum Bewertungsergebnis der Diatomeen beitragen, sondern eine Ebene höher signifikant zu Abwertungen der Gesamtkomponente Makrophyten & Phytobenthos führen.

4.2.1 Basismodul „Artenzusammensetzung und Abundanz“

Die Bewertung einer Messstelle mit dem Basismodul „Artenzusammensetzung und Abundanz“ erfolgt anhand der Summe der Dominanzwerte der Referenzarten in der untersuchten Probe in der Einheit (%). Die Referenzarten setzen sich aus zwei autökologisch umrissenen Blöcken zusammen:

I) Allgemeine Referenzarten,

II) Typspezifische Referenzarten.

Bei den **allgemeinen Referenzarten** handelt es sich überwiegend um ökologisch multifaktoriell empfindliche Diatomeenarten. Sie werden unter Beachtung ihrer hydrochemischen Präferenzen den biozönotischen Fließgewässertypen zugeordnet. Der größte Teil ist oligotraphent oder mesotraphent, weist darüber hinaus aber auch eine erhöhte Empfindlichkeit gegenüber Salzeinträgen und Alphameso-Saprobie auf. In großer Zahl unter den allgemeinen Referenzarten vertreten sind Arten mit Präferenz für huminstoffreiche Gewässer, wie sie in Einzugsgebieten mit hohen Anteilen an natürlichem Wald oder naturnahen Mooren vorkommen bzw. in historischer Zeit vorgekommen sind (siehe die 80 Tafeln von A. MAYER aus der Zeit um 1910 – 1946 in KRAMMER 1992 b). Die überwiegende Zahl der allgemeinen Referenzarten weist eine eindeutige Präferenz entweder für hydrogencarbonatarme oder für hydrogencarbonatreiche Fließgewässertypen auf. Den beiden hydrochemischen Ausprägungsformen der Gewässer werden die Arteninventare der silikatischen oder der karbonatischen allgemeinen Referenzarten zugeordnet (Tabelle 6), die somit zwei grob umrissene ökologische Präferenzgruppen bilden. Die beiden Präferenzgruppen sind nicht strikt getrennt. Eine nicht geringe Zahl allgemeiner Referenzarten ist ökologisch bei mittlerer Hydrogencarbonatkonzentration um 1,0 mmol/l – 1,8 mmol/l eingemischt oder – insbesondere die

Arten huminstoffreicher, dystropher Gewässer betreffend – gegenüber der Hydrogenkarbonatkonzentration tolerant.

Tabelle 6: Vereinfachtes Schema der Zuordnung der allgemeinen Referenzarten zu den Diatomeentypen 1 – 13.

Diatomeentyp	silikatische Referenzarten	karbonatische Referenzarten
D 1		x
D 2	x	x
D 3		x
D 4	x	x
D 5	x	
D 6	x	(x)
D 7	x	x
D 8	(x)	x
D 9		x
D 10	x	x
D 11	x	x
D 12	x	x
D 13	x	x

Ähnlich wie die allgemeinen Referenzarten in ihren Vorkommen nicht auf nur einen Diatomeentyp beschränkt sind, sondern im Regelfall innerhalb einer Ökoregion in allen Diatomeentypen einer hydrochemischen Ausprägungsform gefunden werden können, sind auch die natürlichen Vorkommen der sogenannten **typspezifischen Referenzarten** unter ungestörten Referenzbedingungen nicht nur auf einen biozönotischen Gewässertyp beschränkt. Es handelt sich bei den typspezifischen Referenzarten um ökologisch in multipler Hinsicht etwas tolerantere Taxa, die im jeweils betrachteten biozönotischen Gewässertyp unter ungestörten Bedingungen vorkommen, die aber bei geringen stofflichen Belastungen und einem insgesamt guten ökologischen Zustand auch noch individuenreich auftreten können. Weil die hydrochemischen Referenzbedingungen der biozönotischen Fließgewässertypen, vor allem auch die ungestörten Referenzkonzentrationen der Gesamtphosphorkonzentrationen (nach bisherigem, noch ungesichertem Kenntnisstand 5 ... 60 µg/l TP), unterschiedlich sind, werden die Artenlisten der typspezifischen Referenzarten für jeden biozönotischen Typ typspezifisch ausgewiesen.

Die Bewertung im Basismodul „Artenzusammensetzung und Abundanz“ erfolgt anhand der Summe der Dominanzwerte (= prozentualen Summenhäufigkeiten) der an der Gewässerstelle präsenten allgemeinen und typspezifischen Referenzarten, abgekürzt **Referenzartensumme (RAS)**. Referenzartensummen zwischen 76 % und 100 % kennzeichnen den sehr guten ökologischen Zustand, Werte zwischen 51 % und 75 % charakterisieren den guten ökologischen Zustand. Anteile zwischen 26 % und 50 % werden dem mäßigen ökologischen Zustand zugeordnet. Gewässer mit unbefriedigendem ökologischem Zustand weisen oft nur Referenzartensummen zwischen 0,2 % und 25 % auf.

Die Liste der Indikatorarten mit ihrer Zuordnung und allen Rechenvorschriften steht auf der Erläuterungsseite zur Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung.

Bei der Bewertung der Diatomeen kommen einige weitere Kriterien zur Anwendung, die vom Tool berechnet und in die Bewertungen einbezogen werden und im Folgenden kurz dargestellt werden sollen. Für die detaillierten Rechenvorschriften, Bewertungsregeln und Artenlisten wird auf die Technische Dokumentation verwiesen.

4.2.1.1 Abzüge im Basismodul Artenzusammensetzung und Abundanz

Von der originalen Referenzartensumme einer Probe werden bei Massenentwicklungen einer typspezifischen Referenzart für eingeschränkte Diversität bzw. bei Dominanz saprobietoleranter Taxa, aufgrund starker multipler stofflicher Belastung, Abzüge vorgenommen.

4.2.1.1.1 Modul „Massenentwicklung einer typspezifischen Art“

Überschreitet in einem Gewässer dieser Typen der prozentuale Anteil einer typspezifischen Referenzart den Wert von 40 %, so wird die Summe aller in der Probe vorkommenden Referenzarten kontinuierlich reduziert. Allerdings findet dieser Abzug bei Massenentwicklung einer allgemeinen Referenzart nicht statt. In einem solchen Fall wird eine zweite Probenahme zur Absicherung der Bewertung angeraten. Wenn in einer Probe zwei typspezifische Referenzarten die Dominanzwertsumme von 40 % erreichen oder überschreiten, erfolgt ein Abzug nur für diejenige Art mit dem größeren Dominanzwert.

4.2.1.1.2 Modul „Anteil saprobietoleranter Taxa“

Saprobietolerante Taxa sind im Regelfall polytraphent, sie ertragen aber Fäulnisprozesse im Gewässer bis über den Grad kritischer Belastung hinaus und erreichen unter alpha-mesosaprobien Bedingungen ihre optimale Vitalität. Oft sind solche Gewässer multipel stofflich belastet. Diese Arten stehen in soziologischer Hinsicht den Referenzarten direkt entgegen. Um diese gute Indikatorengruppe angemessen im Bewertungsergebnis der Teilkomponente Diatomeen zu berücksichtigen, erfolgt im Berechnungsansatz eine etwas stärkere Gewichtung dieser Gruppe als Störungszeiger. Die in Phylib-FG 7 als saprobietolerant eingestuften Taxa sind in der Liste der Indikatoren im Downloadbereich der Bewertungssoftware gekennzeichnet.

4.2.2 Basismodul „Nährstoffbewertung“

Zur Bewertung der biozönotischen Fließgewässertypen D 1 bis D 13 wird der Trophie-Index TI nach PFISTER et al. (2016) herangezogen. Für die Online-Anwendung Phylib-FG 7 wurden einige Gewichtungswerte der Indikatoren von PFISTER et al. (2016) auf Werte größer Null angehoben, um die Indikatorenlücke im eutrophen Bereich zu schließen. Die in Phylib-FG 7 verwendeten artspezifischen Kenngrößen stehen auf der Erläuterungsseite zur Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung.

Zur Bewertung der Ströme des Tieflandes (biozönotischer Typ D13) wird außer dem TI auch der Saprobitätsindex SI nach PFISTER et al. (2016) herangezogen. Da der SI höhere stoffliche Belastungen besser als der TI differenziert, ist er in Strömen des Tieflandes eine traditionelle Metrik im Basismodul „Nährstoffbewertung“. Unterhalb des kritischen Belastungsgrades (beta-alpha-mesosaprob) ermöglicht

hingegen der TI genaue Rückschlüsse auf die Phosphatverfügbarkeit, so dass beide Indizes in Strömen des Tieflandes jetzt kombiniert eingesetzt werden. Die Bedeutung der Trophie bzw. Saprobie in den jeweiligen Gewässertypen ist in SCHAUMBURG et al. 2005 ausführlich dargestellt.

4.2.3 Zusatzmodul „Versauerungszeiger“

Aufgrund des geringen Carbonatgehaltes von Urgesteinen, mancher Sandsteine und auch großflächiger altglazialer Sander und Urstromtäler sowie aufgrund anthropogener Säureinträge durch Bergbau-Folgeerscheinungen (Pyrit-Oxidation) oder atmosphärische Deposition von Säuren, unterliegen die Fließgewässer dieser Landschaften der Gefahr durch anthropogene Versauerung. Versauerungsschübe können sich bei Hochwasser in die größeren Fließgewässer ausdehnen und erhebliche ökologische Schäden verursachen. Deshalb werden die Diatomeen bundesweit als empfindliche und aussagekräftige Indikatoren bei der Überwachung des Versauerungszustandes eingesetzt.

In Phylib-FG 7 ist die Anwendung des Zusatzmoduls „Versauerung“ auf die versauerungsgefährdeten hydrogenkarbonatarmen Fließgewässertypen des Mittelgebirges (D 5 – D 7) und des Tieflandes (D 11) beschränkt. Versauerungszeiger sind im Downloadbereich der Bewertungssoftware gekennzeichnet.

Bei Verdacht auf eine anthropogene Versauerung an einer Messstelle, die einem hydrogenkarbonatreichen Fließgewässertyp zugeordnet wurde, kann eine provisorische Bewertung über die Vorgabe des ähnlichsten hydrogenkarbonatarmen Typs in der Importdatei erfolgen, wobei dann die Ergebnisse im Einzelnen genau geprüft und fachgutachterlich interpretiert werden müssen.

4.2.4 Zusatzmodul „Versalzung“

Zum Nachweis unterschiedlicher Grade der Salzbelastung in limnischen Gewässern hat sich der Halobienindex HI bewährt, der auf der Einteilung der Arten nach ihrem Vorkommen in verschiedenen Salinitätsbereichen basiert (ZIEMANN 1971, ZIEMANN et al. 1999). Die in Phylib-FG 7 implementierte Version HI 3 (SCHÖNFELDER & MÜLLER, 2022) wurde ausschließlich anhand der Chloridkonzentration abgeleitet. Der HI 3 zeigt die Beeinflussung des Gewässers durch Natriumchlorid an. Inwieweit auch die Sulfatkonzentration den HI 3 beeinflusst, wurde bislang nicht untersucht. Gegenüber der Calciumionenkonzentration ist der HI 3 jedoch unempfindlich. Insofern sind in sulfatreichen Gewässern nur geringe Erhöhungen des HI 3 zu erwarten. Für die Berechnung des HI werden salzmeidende Arten (haloxene bzw. halophobe Taxa), typische Süßwasserarten (oligohalobe Taxa), salzliebende (halophile oder Brackwasser-) Taxa, marine (halobionte bzw. mesohalobe) Taxa und Arten der Salinen (polyhalobe Taxa) unterschieden. Dabei setzt sich die erste Sammelgruppe der salzmeidenden Taxa wiederum aus drei Untergruppen zusammen, die unterschiedliche Grade der Salzbelastung bevorzugen. Dazu gehören die ultrahaloxenen Formen, die nahezu salzfreie Gewässer bevorzugen, die euhaloxenen Formen, die sehr geringe Elektrolytgehalte bevorzugen und die mesohaloxenen Formen, die die geringen Elektrolytgehalte der Mittelgebirgsgewässer und der Silikatgebiete im Tiefland bevorzugen. Für die Einstufungen der

häufigsten Diatomeentaxa der Fließgewässer der Bundesrepublik Deutschland in das Halobiensystem siehe Erläuterungsseite zur Berechnungssoftware im Downloadbereich.

Die Idee der Einbeziehung unterschiedlicher Gewichtungsfaktoren für halophile und halobionte Taxa geht auf ZIEMANN (2010) zurück und wurde durch SCHÖNFELDER & MÜLLER (2022) durch eine differenzierte Berücksichtigung verschiedener Indikatorengruppen der haloxenen Arten weiterentwickelt.

In versalzten Gewässern sind häufig Massenvorkommen halophiler und/oder mesohalober Arten anzutreffen. In die Berechnung des in Phylib-FG 7 integrierten Halobienindex *HI* 3 gehen die genannten ökologischen Gruppen gewichtet ein. Mit dem Ziel der Betonung individuenarmer Vorkommen indikativer Arten, gehen in die Berechnung des Halobienindex die Abundanzklassen nach ZIEMANN et al. (1999) ein. Dazu werden im Berechnungsgang durch die Online-Anwendung Phylib-FG 7 die aus der Zählung resultierenden Prozentwerte nach Tabelle 7 automatisch in Abundanzwerte transformiert (Tabelle 7). Nicht eingestufte Taxa fließen nicht in die Berechnung ein, seit Phylib-FG 7 auch nicht mehr in die Berechnung der Wertesumme der Abundanzklassen im Nenner der Berechnungsformel. Überschreitet der *HI* den Schwellenwert +15, wertet Phylib-FG 7 das Ergebnis für die Gesamtkomponente Makrophyten und Phytobenthos um eine Ökologische Zustandsklasse ab.

Tabelle 7: Umwandlung der prozentualen Häufigkeiten in Abundanzwerte.

Prozentuale Häufigkeit	Abundanz
$\leq 1,0 \%$	2
$> 1,0 \%$ und $\leq 2,5 \%$	3
$> 2,5 \%$ und $\leq 10,0 \%$	5
$> 10,0 \%$ und $\leq 25,0 \%$	7
$> 25,0 \%$	9

In den natürlich salzbeeinflussten Marschengewässern (LAWA-Typ 22) und in den natürlich salzbeeinflussten Fließgewässern nahe der Ostseeküste (LAWA-Typ 23) ist der Halobienindex *HI* 3 zwar in seinem eigentlichen Element, aufgrund des natürlichen Salzgehaltes auf marinem Niveau eignet sich der Halobienindex in tideoffenen Marschengewässern und in natürlich salzbeeinflussten Fließgewässern nahe der Ostseeküste jedoch nicht für eine ökologische Bewertung. Auch in anderen natürlich salzhaltigen, zum Beispiel durch Solequellen beeinflussten Fließgewässern, ist die Einbeziehung des Halobienindex in die Bewertung des ökologischen Zustands nicht zulässig und der *HI* 3 entfällt in natürlich salzhaltigen Fließgewässern als Bestandteil der Bewertung. Die Rücknahme der Abwertung wegen $HI > 15$ muss in natürlichen Ausnahmefällen fachgutachterlich vorgenommen werden.

4.2.5 Rote-Liste-Index

Das Vorkommen von in Deutschland als gefährdet eingestuftarten (HOFMANN et al. 2018) wird durch den „Rote-Liste-Index“ (RLI) dargestellt. Er summiert die Dominanzwerte der Taxa (als Teile von 1) der unterschiedlichen Gefährdungseinstufungen auf. Die in Phylib-FG 7 verwendeten Rote Liste-Einstufung steht in der Artenliste im Attribut „Rote Liste D“ zur Verfügung (siehe entspre-

chende Angaben in der Liste der Indikatoren im Downloadbereich der Bewertungssoftware). Dieser Index geht aber nicht in die Bewertung ein, sondern dient lediglich informativen Zwecken.

4.2.6 Normierung der Indizes unter Berechnung von EQR

Vor der Bildung des EQR „Nährstoffbewertung“ und dem anschließenden Verschnitt der beiden EQR „Nährstoffbewertung“ und „Artenzusammensetzung und Abundanz“ werden zunächst die errechneten Indizes (Trophieindex, Saprobitätsindex, Referenzartensumme) in ökologische Qualitätsquotienten (ecological quality ratios, EQR) in die Skala 0,000 ... 1,000 umgerechnet und normiert.

Die Umrechnung des Trophieindex (für alle Typen) und des Saprobitätsindex in die normierten Werte „Trophieindex (umger.) D“ und „Saprobitätsindex (umger.) D“ erfolgt über typspezifische Ankerpunkte (Technische Dokumentation im Downloadbereich der Online-Anwendung, S. 22, Tabelle 4.8).

4.2.7 Sicherungskriterien

Als Bedingungen einer gesicherten Bewertung gelten eine Gesamtabundanz zwischen 98 % und 102 % (hierzu s. Bemerkung in 2.5.2.3.2), ein Planktonanteil kleiner 5 %, eine artgenaue Bestimmung für mehr als 95 % der Objekte und ein Anteil aerophiler Taxa von weniger als 5 %.

4.2.8 Berechnung des EQR Nährstoffbewertung D

Für die Diatomeentypen D 1 – D 12 entspricht der Wert „Trophieindex (umger.) D“ dem EQR „Nährstoffbewertung D“. Beim Diatomeentyp D 13 werden der „Trophieindex (umger.) D“ und der „Saprobitätsindex (umger.) D“ gemittelt, woraus sich der EQR Nährstoffbewertung D für den Typ 13 ergibt.

4.2.9 Ermittlung des Indexes Diatomeen durch Verschneidung der Module

Die Zusammenführung der beiden Basis-Module „Nährstoffbewertung“ und „Artenzusammensetzung und Abundanz“ zum „EQR Diatomeen“ erfolgt durch Mittelwertbildung der beiden normierten Modulwerte.

Der sich aus dieser Mittelwertbildung ergebende „EQR Diatomeen“ geht in die Berechnung des „EQR MPD“ (ecological quality ratio für Makrophyten, Phytobenthos ohne Diatomeen und Diatomeen) ein, aus dem dann unter Zugrundelegung der Klassengrenzen bei 0,8 // 0,6 // 0,4 // 0,2 das klassifizierte, ganzzahlige „Ergebnis ohne Abwertungen“ für die Gesamtkomponente Makrophyten & Phytobenthos ermittelt wird. Daran schließen sich dann noch die möglichen Abwertungen der Gesamtkomponente Makrophyten und Phytobenthos wegen Versalzung oder Versauerung an.

Wurde in einem Untersuchungsjahr eine zweimalige Probenahme durchgeführt, sollte der niedrigere EQR Diatomeen zur Berechnung des EQR MPD zugrunde gelegt werden.

4.3 Bewertung Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)

Die Bewertung des Teilmoduls „PoD“ basiert wie das der Makrophyten auf der Erfassung des Unterschieds der vorgefundenen Biozönose zu dem Arteninventar und den Dominanzverhältnissen im Referenzzustand des biozönotischen Fließgewässertyps.

4.3.1 Biozönotische Fließgewässertypen PoD (überarbeitet)

Die Zuordnung der biozönotischen Fließgewässertypen des PoD wurde gegenüber der Typologie in Phylib 6 überarbeitet. Die neuen PoD-Typen orientieren sich an der LAWA-Typologie der Fließgewässer Deutschlands (POTTGIESSER & SOMMERHÄUSER 2008). Dabei werden aus Datenmangel oder wegen der sehr ähnlichen Bedingungen für die Algengemeinschaften einige Typen zusammengefasst, andere aber durch unterschiedliche geochemische Prägung und weitere typspezifische Ausprägungen differenziert (Tabelle 8). Insgesamt werden 15 biozönotische Typen des PoD differenziert. Einige wenige Fließgewässertypen bzw. -ausprägungen können mit Hilfe des PoD noch nicht bewertet werden. Ein Vergleich der neuen biozönotischen PoD-Typen mit den LAWA-Typen und den FG-Typen nach SCHAUMBURG et al. (2012) findet sich im Bericht zum UBA-Projekt Kapitel 4.2.6.1 (ROLAUFFS et al. 2020). Für die Bewertung mit Phylib-FG 7 müssen den Messstellen die neuen PoD-Typen gemäß dem Schlüssel Anhang 9.2.1 zugeordnet werden.

Tabelle 8: Schema der biozönotischen Fließgewässertypen für das PoD unter Angabe ihrer Zugehörigkeit zur Ökoregion, den LAWA-Typen und ihren typspezifischen Merkmalen.

(A = Alpen, AV = Alpenvorland, MG = Mittelgebirge, NT = Norddeutsches Tiefland, karb = karbonatisch, sil = silikatisch, org = organisch, ba = basenarm, br = basenreich)

Öko-region	PoD-Typ	LAWA-Typ	geochem. Prägung	Größe	Substrat	Trophie	Saprobie
A	PB kbr 01	1.1, 1.2	karb	klein bis mittel	grob	ultra-oligo- bis oligotroph	
AV	PB kbr 02	2.1, 2.2, 3.1, 3.2, 4, AV 11, 12, 19	karb	klein bis groß	grob/fein	mesotroph bis eutroph	
MG	PB kbr 03	7	karb	klein	grob/fein	mesotroph	
	PB kbr 04	9.1, 9.2, MG 19		mittel bis groß	grob/fein	mesotroph bis meso-eutroph	

Öko-region	PoD-Typ	LAWA-Typ	geochem. Prägung	Größe	Substrat	Trophie	Saprobie
	PB kbr 05	10		groß	grob	meso-eutroph	
	PB kbr 06	6		klein	fein/teils grob	eutroph	
	PB kbr 07	6k, 9.1k		klein bis mittel	fein/teils grob	eutroph	
	PB soba 01	5, 5.1, MG 11_sil, 12_sil	sil/org/ba	klein	grob/fein	ultraoligotroph bis oligotroph	
	PB soba 02	9		mittel	grob/fein	meso- bis eutroph	
NT	PB kbr 08	NT 11_karb, 12_karb, 19_karb	karb, ba	klein bis groß	fein	meso- bis eutroph	
	PB kbr 09	14_karb, 15		klein bis mittel	fein/teils grob	meso-eutroph bis eutroph	
	PB kbr 10	16_karb, 17		klein bis mittel	grob/teils fein	meso-eutroph bis eutroph	
	PB kbr 11	18		klein	fein	eutroph	
	PB kbr 12	15g, 20		groß bis sehr groß	fein	eutroph bis polytroph	β-mesosaprob und besser
	PB soba 03	14_sil, 16_sil, NT 11_sil, 12_sil, 19_sil	sil/org/ba	klein bis mittel	fein, teils grob	oligotroph bis eutroph	

4.3.2 Indikatorkategorien

Für die Berechnung des Indexes werden nach SCHAUMBURG (2004) alle Indikatoren in vier Gruppen von Taxa vergleichbarer ökologischer Zustände unterteilt:

- **Artengruppe A** enthält sensible Referenzarten, die charakteristisch für bestimmte Fließgewässertypen sind,
- **Artengruppe B** umfasst weniger sensible Arten, deren Vorkommen aber nicht so eng begrenzt wie in Artengruppe A ist,

- **Artengruppe C** beinhaltet Störzeiger, die bei größerer Toleranz Eutrophierung bzw. einen mäßigen bis unbefriedigenden saprobiellen Zustand anzeigen,
- in **Artengruppe D** werden Störzeiger zusammengefasst, die eine bei geringerer Toleranz sehr starke Eutrophierung bzw. einen unbefriedigenden bis schlechten saprobiellen Zustand oder auch eine Schwermetallbelastung indizieren.

Die Einteilung der Taxa zu den Indikatorkategorien ist gewässertypspezifisch und erfolgt zusätzlich nach Kriterien von Relevanz, Bestimmbarkeit und Verbreitung unter Verwendung der aus den Daten von UBA- und LAWA-Projekten ermittelten Präferenzen und Toleranzen der Taxa, nach Angaben aus der Literatur (u.a. PFISTER et al. 2016, ROTT et al. 1997, 1999) und aus eigenen Erfahrungen.

Bestimmte Arten, die vor allem bei größerer Abundanz als Störzeiger zu werten sind, werden dabei in einigen PoD-Typen je nach Abundanz unterschiedlichen Indikatorkategorien zugeordnet. Auch gelten für einige Taxa Bedingungen für eine Einstufung, wie z. B. die Berücksichtigung erst ab einer entsprechend gut bestimmbareren Abundanz oder auch Nichtberücksichtigung von juvenilen Stadien bei Ausbildung adulter Stadien. Eine Liste der Indikatorarten und ihrer Zuordnungen steht auf der Erläuterungsseite zur Berechnungssoftware zum Download zur Verfügung. Auf Taxa, die gegebenenfalls abhängig von der Abundanz unterschiedlich eingestuft werden, wird in der Artenliste für Phylib-Online im Attribut „Anmerkung PoD“ hingewiesen. Die weiteren Hinweise in den Anmerkungen sind ebenfalls zu beachten.

4.3.3 Bewertungsindex

Für die Berechnung des Bewertungsindex werden die quadrierten Deckungsgrade der vorkommenden Taxa der unterschiedlichen Indikatorkategorien summiert und zu der quadrierten Gesamtabundanz in Bezug gesetzt. Der so berechnete „Index PoD“ wird anschließend zur Verrechnung mit den übrigen Teilkomponenten in eine normierte Form transformiert und als „EQR PoD“ ausgegeben.

4.3.4 Sicherungskriterien

Eine auf diesem Wege berechnete Bewertung gilt als gesichert, wenn bei der Probenahme mindestens fünf eingestufte Taxa gefunden wurden bzw. wenn (bei weniger als fünf Taxa) die Summe der quadrierten Deckungsgrade mehr als 16 beträgt.

4.3.5 Indexgrenzen

Die Ableitung der Indexgrenzen wurde für Phylib 7.0 grundsätzlich überarbeitet. Dabei wurde davon ausgegangen, dass sich Präferenzen und Toleranzen der Taxa der jeweiligen Indikatorkategorie durch Änderungen in der Abundanz als eine Gauß'sche Normalverteilungskurve beschreiben lassen (Abbildung 7). Dabei unterscheiden sich die Indikatoren der unterschiedlichen Kategorien hinsichtlich

Sten- bzw. Euryökie durch unterschiedliche Toleranzwerte (Halbwertsbreiten ihrer Normalverteilungskurven) und die Arten der Indikator-kategorien (Indikatorengruppen) ordnen sich hinsichtlich ihrer Ansprüche an unterschiedlichen Positionen des Belastungsgradienten (dem Kontinuum der Entfernung vom Referenzzustand) an.

Bei Annahme ungefähr gleicher Abstände auf der Skala treten dann sensible Referenzarten (A) beim geringsten und poly- bis hypertraphente Störzeiger (D) beim höchsten Störungsgrad auf. Die Schwerpunkte der Verteilung liegen für die euryöken, toleranten Referenzarten (B) bei 1/3 der Skala und für die eutraphenten, ubiquitären Taxa (C) bei 2/3 der Skala. Damit verhalten sich die theoretischen Grenzbedingungen für die Ökologischen Zustandsklassen 1 und 5 sowie 2 und 4 symmetrisch und die Ökologische Zustandsklasse 3 liegt genau mittig.

Durch diese Annahmen lassen sich eindeutige Zuweisungen von Klassengrenzen anhand der Indikator-Abundanzanteile für Indikatoren der Kategorien A und D und der Summen A+B bzw. C+D definieren. Diese sollten bei korrekter Einstufung der Indikatoren in ihre Kategorien für alle Fließgewässertypen gleich sein. Die Indexwerte dieser Klassengrenzen werden schließlich in den „EQR PoD“ mit einheitlichen Grenzen für die ökologischen Zustandsklassen von 0,2, 0,4, 0,6 und 0,8 umgerechnet.

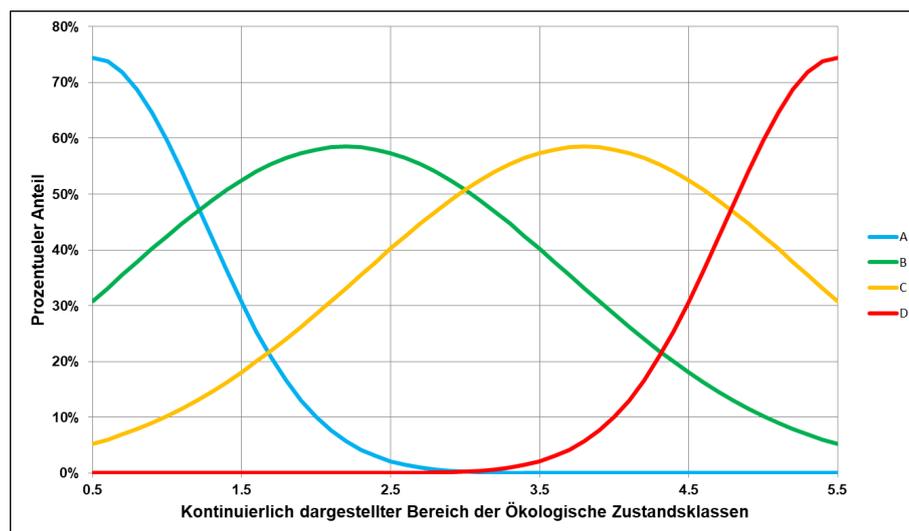


Abbildung 7: Schema einer wahrscheinlichkeitsbasierten Gaußkurven-Verteilung für die Abundanzanteile der Indikatoren der Kategorien A bis D, aufgetragen über den fiktiv als kontinuierlich angenommenen Ökologischen Zustandsklassen.

5 Gesamtbewertung von Fließgewässern mit Makrophyten und Phytobenthos

Die WRRL sieht die gesamte Organismengruppe der benthischen Flora, also Makrophyten und Phytobenthos, als eine biologische Komponente zur Bewertung des Gewässerzustandes. Daher müssen die drei Teilkomponenten immer als integrale Bestandteile der Module oder auch Metriken für die Bewertung der Gesamtkomponente „Makrophyten und Phytobenthos“ im Sinne der Wasserrahmenrichtlinie betrachtet werden. Die Strenge der Gesamtbewertung auf der Basis dieser Komponente bei der Zuweisung in jeweils eine der fünf ökologische Zustandsklassen wurde im Verfahren Phylib-FG 7 auf eine zuvor erfolgte Mittelwertbildung aus den Ergebnissen (EQR) aller drei Teilkomponenten abgestimmt. Bei Ausfall der einen oder anderen Teilkomponente oder gar zweier Teilkomponenten können sich Ungenauigkeiten im Bewertungsergebnis ergeben, weil jede der drei Teilkomponenten die eine oder andere der verschiedenen Belastungen besonders genau und empfindlich, andere Belastungen hingegen weniger genau und empfindlich abbildet.

5.1 Verschneidung der Metriken „Makrophyten“, „Diatomeen“ und „PoD“ und Ermittlung des Ergebnisses ohne Abwertungen

Für die Gesamtbewertung der Fließgewässer mit der Biokomponente „Makrophyten und Phytobenthos“ ist es unbedingt erforderlich, dass die Bearbeitung der drei Teilmodule „Makrophyten“, „Diatomeen“ und „PoD“ exakt nach den beschriebenen Methoden vorgenommen wird. Das setzt auch eine vorschriftsmäßige Datenerhebung und die korrekte Bestimmung des teilkomponentenspezifischen biozönotischen Typs voraus.

Aus den normierten Indexwerten der gesichert bewertbaren Teilkomponenten erfolgt die Berechnung der gemeinsamen Ecological Quality Ratio Makrophyten-Phytobenthos-Diatomeen für Fließgewässer, zunächst noch ohne Abwertungen wegen eventueller Versalzung oder Versauerung, in der Ausgabespalte „EQR MPD (vor Abwertung)“ als arithmetisches Mittel. Durch die vorgenommene Normierung der Indexwerte sind die Grenzen der ökologischen Zustandsklassen für alle Typen einheitlich nach Tabelle 9 zu ermitteln.

Ungesicherte EQR einzelner Teilkomponenten werden durch Phylib-FG 7 als nicht gesichert ausgewiesen und automatisch nicht in die Berechnung des „EQR MPD“ einbezogen. Allerdings ist dann von einer geringeren Zuverlässigkeit und Genauigkeit des berechneten Endergebnisses auszugehen.

Ungesicherte Ergebnisse sollten immer durch Fachgutachter/innen gesichtet und, falls sie fachlich plausibel sind, unterstützend zur Interpretation oder (unter Angabe einer fachlichen Begründung) zur fachgutachterlichen Ab- oder Aufwertung des Gesamtergebnisses herangezogen werden.

Tabelle 9: Indexgrenzen für die Zuordnung der ökologischen Zustandsklasse.

ÖZK	Qualitätsklasse	Index „EQR MPD“
1	sehr gut	≥ 0,8
2	gut	≥ 0,6
3	mäßig	≥ 0,4
4	unbefriedigend	≥ 0,2
5	schlecht	> 0,2

5.2 Abwertung des Bewertungsergebnisses wegen Versalzung oder Versauerung und Ausgabe der Zustandsklasse

Das aus dem Ergebnis der Mittelwertbildung der EQR der drei Teilkomponenten errechnete Zwischenergebnis „Bewertung MPD (vor Abwertung)“ wird abschließend auf der Ebene der Gesamtkomponente „Makrophyten und Phytobenthos“ um eine bis maximal vier Zustandsklassen abgewertet, sofern durch die Teilkomponente „Diatomeen“ entsprechende Versauerung oder Versalzung indiziert wurden (Tabelle 10 und

Tabelle 11). Eine doppelte Abwertung einer Probe wegen Versauerung und Versalzung war in der Praxis bislang noch nicht erforderlich, ist aber theoretisch zulässig.

Tabelle 10: Abwertung der „Bewertung MPD (vor Abwertung)“ bei Versauerung.

Summenhäufigkeit der Versauerungszeiger	Abstufung um
10 % bis 25 %	eine ökologische Zustandsklasse
26 % bis 50 %	zwei ökologische Zustandsklassen
51 % bis 99%	drei ökologische Zustandsklassen, maximal jedoch auf Zustands-/Potenzialklasse 5
100 %	vier ökologische Zustandsklassen, maximal jedoch auf Zustands-/Potenzialklasse 5

Tabelle 11: Abwertung der „Bewertung MPD (vor Abwertung)“ bei Versalzung

Diatomeentypen	Halobienindex	Abwertung um
D 1 – D 13	> 15	eine ökologische Zustandsklasse, maximal jedoch auf Zustands-/Potenzialklasse 5

6 Qualitätssicherung

6.1 Prüfung der Probenahme

Grundsätzlich sind zur Qualitätssicherung an ausgewählten Messstellen jährliche Paralleluntersuchungen und Auswertungen an der exakt gleichen Erfassungstrecke durch mindestens zwei Bearbeiter/innen empfehlenswert. Dabei sollten die Probenahmen gleichzeitig erfolgen oder maximal zwei Wochen auseinanderliegen, und es sollten keine gravierenden Änderungen der hydrologischen oder stofflichen Belastungssituation in dieser Zeit stattgefunden haben.

6.2 Prüfung der Bestimmungsergebnisse

Die Prüfung der Bestimmungsergebnisse kann bei den Makrophyten anhand der herbarisierten Exemplare und der Fotodokumentation erfolgen. Beim PoD können neben der Fotodokumentation auch Rückstellproben durch erfahrene Bearbeiter/innen bzw. durch regelmäßige Rückkopplung mit Spezialisten einzelner Algengruppen ausgewertet werden. Bei den Diatomeen sind neben Fotos auch die originalen Naphrax-Präparate und die Diatomeensuspensionen für Prüfungen nutzbar. Vor allem Funde ungewöhnlicher, für das Gebiet neuer Taxa sowie Taxa kritischer Sippen sollten durch Experten überprüft werden und Belegexemplare bzw. Rückstellproben aufbewahrt werden.

Für alle Teilkomponenten sind die entsprechenden Vorgaben zu Belegsicherung und Konservierung gemäß den Kapiteln 2.3.1.3, 2.3.2.2 und 2.3.3.3 zu beachten.

7 Plausibilisierung der Bewertungen

Für eine allgemeine Plausibilitätskontrolle von Bewertungsergebnissen und Artenlisten ist es sinnvoll, die Bewertungsergebnisse der Teilkomponenten einander gegenüberzustellen (starke Abweichungen sollten begründbar sein) und diese mit dem Vor-Ort-Eindruck (Naturnähe) zu vergleichen. Da die Teilkomponenten Unterschiede in Morphologie und Physiologie sowie ihrer räumlichen und zeitlichen Phänologie aufweisen und die verschiedenen Module und Metriken unterschiedliche Bewertungsziele haben, können zwischen diesen Einzelinformationen auch größere Abweichungen auftreten. In den meisten Fällen sind diese Diskrepanzen nicht unplausibel.

Dennoch ist das errechnete Ergebnis stets auch sorgfältig zu überprüfen, weil automatisierte Bewertungen nicht jeden konkreten Einzelfall vollständig berücksichtigen können. Bei einer **Plausibilisierung sollte stets die jeweilige Biozönose und deren Abweichung von der wahrscheinlichen Zusammensetzung im Referenzzustand im Vordergrund stehen**, da die Bewertungsergebnisse nicht zwangsläufig die messbaren abiotischen Bedingungen, z. B. Trophie oder Strukturgüte, widerspiegeln.

7.1 Plausibilisierung der Bewertung der Diatomeen

Quervergleich der Basismodule und Zusatzmodule

Die Bewertungsstrenge des zweiten Basismoduls „Nährstoffbewertung“ wurde an der Bewertungsstrenge des ersten Basismoduls „Artenzusammensetzung und Abundanz“ ausgerichtet. Insofern ist es plausibel, wenn in größeren Untersuchungsprogrammen (> 100 Proben) mehr als 50 % der Diatomeenproben bezüglich der Parameter „EQR Nährstoffbewertung“ und „Referenzartensumme D (EQR)“ um weniger als 0,2 Einheiten (eine Bewertungsklasse) voneinander abweichen.

Abweichungen um eine Klasse sind normal, denn insbesondere die Referenzartensumme wird (außer durch das Nährstoffangebot) von sehr vielen weiteren Umweltfaktoren beeinflusst. In der Praxis treten aber nicht selten Abweichungen beider Basismodule der Diatomeen um zwei Klassen auf.

Fallgruppe A: „Referenzartensumme D (EQR)“ (Basismodul „Artenzusammensetzung und Abundanz“) fällt auffällig niedriger aus als der Wert für „Nährstoffbewertung D (EQR)“

Zwei Erklärungsansätze sind:

- In der Probe tritt ein Taxon dominant auf oder es treten mehrere Taxa subdominant auf, die in der Bundestaxaliste 2020 fehlen. Ihre Dominanzwerte können nur im taxonomischen Rang der Gattung in die Anwendung Phylib-FG 7 importiert werden. Sie fließen dann mangels ökologischer Attribute rechnerisch in keines der beiden Basismodule ein. Für die Berechnung des TI und SI ist das praktisch irrelevant, denn diese Indizes sind trotzdem sicher und genau, weil sie sich auf die übrigen in der Regel mehr als 24 eingestuften Taxa (siehe „Anzahl TI“ und „Anzahl SI“) stützen.

In der Referenzartensumme fehlen die Dominanzwerte dieser Taxa aber, weshalb sie klein ausfällt.

- Es wurde eine dominante oder subdominante Art fehlbestimmt und die fehlbestimmte Art hat einen sehr niedrigen Trophiewert und / oder Saprobiewert und wird darüber hinaus eventuell auch noch relativ stark gewichtet. Die Fehlersuche nach Taxa, die nicht in das ökologische Spektrum der Gesellschaft passen, wird durch die Ausgabe der Attribute im Blatt „Taxa“ der Exportdatei unterstützt.

Fallgruppe B: „Referenzartensumme D (EQR)“ (Basismodul „Artenzusammensetzung und Abundanz“) fällt auffällig höher aus als der Wert „Nährstoffbewertung D (EQR)“

Im Regelfall greift hier folgender Erklärungsansatz:

Die Nährstoffbelastung ist hoch, die Salzbelastung jedoch nicht; es treten ein oder mehrere eu-polytraphente Taxa dominant oder subdominant auf, die aufgrund eines natürlich eutrophen Referenzzustandes zu den typspezifischen Referenzarten des Typs zählen; das Phänomen ist insbesondere in hydrogenkarbonatreichen feinmaterialreichen Fließgewässerlandschaften verbreitet. Besteht Unklarheit darüber, welches der beiden Basismodule die anthropogene Belastung zutreffender widerspiegelt, sollte die „Halobieklasse D“ herangezogen werden. Sie ist sehr robust gegenüber natürlichen hohen P - Hintergrundkonzentrationen und insofern gut geeignet, um das Bewertungsergebnis fachgutachterlich abzusichern oder zu korrigieren.

Wird bei erheblichen Abweichungen der beiden Basismodule unter Hinzunahme des Kriteriums „Halobieklasse D“ < 3 eine fachgutachterliche Aufwertung der Bewertung Diatomeen von Klasse 4 auf Klasse 3 wegen hoher natürlicher geogener P-Verfügbarkeit in Betracht gezogen, dann liefert auch die Metrik „Saprobietolerante D [%]“ eine zusätzliche Unterstützung: ein Anteil < 1% spricht in Verbindung mit Halobieklasse D < 3 gegen eine Bewertung der Diatomeen mit Klasse 4 und unterstützt eine Aufwertung der Bewertung der Diatomeen zu Klasse 3.

Analog kann bei erheblichen Abweichungen der beiden Basismodule und einer unplausibel niedrig ausfallenden „Nährstoffbewertung D (EQR)“ eine fachgutachterliche Aufwertung der „Bewertung Diatomeen“ von Klasse 3 auf Klasse 2 wegen hoher natürlicher geogener P-Verfügbarkeit in Betracht gezogen werden, wenn die Halobieklasse D = 1 anzeigt, dass anthropogene Einflüsse auf die Salzkriterien im Gewässer fehlen. Auch dann liefert die Metrik „Saprobietolerante D [%]“ eine zusätzliche Unterstützung: ein Anteil von 0 % spricht in Verbindung mit Halobieklasse D = 1 gegen eine Bewertung der Diatomeen mit Klasse 3 und unterstützt eine Aufwertung der Bewertung der Diatomeen zu Klasse 2.

Interpretation des Halobienindex

Halobienindizes zwischen 0 und 5 kennzeichnen typische hydrogenkarbonatreiche Süßgewässer des Tieflandes. Negative Indizes sind einerseits für salzarme Fließgewässer der höheren Gebirgslagen typisch, andererseits kommen sie auch in den hydrogenkarbonatarmen Fließgewässern des Tieflandes verbreitet vor und stellen dort den Regelfall dar. Werte des „Halobienindex D (Schönfelder)“ zwischen +15 und +30 weisen auf einen erhöhten Salzgehalt hin, der in Phylib-FG 7 eine ökologische

Abwertung der Gesamtkomponente „Makrophyten & Phytobenthos“ um eine Klasse nach sich zieht. Bei Halobienindizes $> +30$ beginnt der Bereich mäßiger Versalzung, bei $+50$ die Zone starker Versalzung. Diese Versalzungsstufen führen in Phylib-FG 7 nicht zu Abwertungen um mehr als eine Klasse.

Eine korrekte fachliche Interpretation der Werte des *Halobienindex* erfordert immer eine Gesamtschau der Expert(inn)en auf die Entwicklung der halophilen und halobionten Arten im Längsschnitt des Oberflächenwasserkörpers und in seinen Zuflüssen. Benthische Diatomeen unterliegen der Drift, vor allem in den Fließgewässern der Mittelgebirge und des Tieflands mit rhithraler Strömungsqualität ($v > 0,3$ m/s). In besonderem Maße unterliegen die Schalen frisch abgestorbener Diatomeenzellen der Drift. In den Halobienindex geht jede mit $D < 1$ % nachgewiesene halophile Art mit 2 Abundanzpunkten in die Berechnung ein. Einzelne verdriftete Schalen von fünf halophilen Taxa wirken sich damit rechnerisch stärker auf den *Halobienindex* aus als eine Massenentwicklung einer halophilen Art an der Messstelle.

Der Halobienindex kann zur Planung von Sanierungsmaßnahmen herangezogen werden. Der Halobienindex in der Fassung von Phylib-FG 7 wurde zu diesem Zweck für vier robuste Typgruppen klassifiziert (Tabelle 12).

Interpretation der „Halobieklasse D“

Die Halobieklasse D wird in Phylib-FG 7 automatisch ausgegeben. Sie ist eine Zusatzinformation. Sie gibt den Grad der Abweichung von der ungestörten Natriumchloridkonzentration in fünf Stufen an.

Ist die Halobieklasse D größer als die TI-Klasse, so sind an der untersuchten Messstelle die Belastungen durch Natriumchlorid bedeutsam und erklären einen signifikanten Teil des Defizites an Referenzarten. Viele Halobiezeiger sind saprobietolerant. Einen Hinweis auf die an einer Messstelle bedeutendere Belastung – Salz oder Saprobie – liefert die höhere Klasse. Im Fall einer im Vergleich zur SI-Klasse höheren Halobieklasse D (Vergleich in Phylib-FG 7 nur für Typ D 13 möglich) wird angeraten, nach Quellen möglicher natürlicher Salzbeeinflussung (Begründung eines Ausnahmetatbestandes) zu suchen oder die anthropogene Versalzungsquelle zu drosseln (Sanierungsmaßnahme), um mit dieser Maßnahme die ökologische Situation für die Referenzarten zu verbessern.

Bei Überschreitung eines dieser Schwellenwerte sinkt die Wahrscheinlichkeit des Erreichens der jeweils besseren Zustandsklasse der Teilkomponente „Diatomeen“ im Modul „Artenzusammensetzung und Abundanz“ unter 50 %.

Tabelle 12: Klassifikation des Halobienindex in Phylib-FG 7 für die Typgruppen der Fließgewässer Deutschlands.

Typgruppe	Schwellenwerte des <i>Halobienindex</i>					
	Unterer Ankerpunkt	Klassengrenze unbefriedigend/schlecht	Klassengrenze mäßig/unbefriedigend	Klassengrenze gut/mäßig	Klassengrenze sehr gut/ gut	Oberer Ankerpunkt
D 1 – D 4: Fließgewässer der überwiegend karbonatischen Nordalpen und des nördlichen Alpenvorlandes	13,024	8,506	3,988	-0,530	-5,048	-9,566
D 5 – D 7: Fließgewässer der silikatischen Mittelgebirge	9,567	5,434	1,301	-2,831	-6,964	-11,097
D 8 – D 10: Fließgewässer der karbonatischen Mittelgebirge und der Börden des Tieflandes	14,613	10,937	7,262	3,586	-0,089	-3,764
D 11: Hydrogenkarbonatarme Fließgewässer des Tieflandes	11,179	7,039	2,899	-1,241	-5,382	-9,522
D 12 – D 13: Hydrogenkarbonatreiche Fließgewässer des Tieflandes	13,035	10,434	7,834	5,233	2,632	0,032

Oberer Ankerpunkt: Diatomeenökologisch idealer Wert in der jeweiligen Typgruppe, die Diatomeenprobe zeigt vollständige Abwesenheit von Belastung durch Natriumchlorid an.

Unterer Ankerpunkt: Theoretisch abgeleiteter Wert für den pessimalen diatomeenökologischen Zustand, der durch vollständiges Fehlen von Referenzarten und ausschließliches Vorkommen saprobietoleranter Taxa gekennzeichnet ist, unter denen dann oft auch einige halophile Taxa sind.

Interpretation der „Versauerungszeiger D [%]“ und fachgutachterliche Korrektur der Abwertung in Abläufen natürlich huminsaurer Moore

Etwa die Hälfte der benthischen Diatomeenarten, weltweit also mehr als 3.000 Arten, in Mitteleuropa mehr als 1.000 Arten, ist in ihren Vorkommen an natürlich huminsaurer Gewässer gebunden. Natürlich schwach saure Gewässer sind also „hot spots“ der Biodiversität. Allerdings toleriert nur eine sehr kleine Zahl an Diatomeenarten (Einstufungen siehe Artenliste im Downloadbereich der Bewertungssoftware) ein Absinken des pH-Wertes unter 4,5. Dominieren ($D > 50\%$) diese versauerungstoleranten Arten die Diatomeengemeinschaft an einer Messstelle, so liegt eine starke anthropogene Versauerung durch Mineralsäuren vor. Ein solches Ausmaß von Versauerung von Fließgewässern durch anthropogen erhöhte Einträge an Mineralsäuren (Schwefelsäure, Salpetersäure) stellt in den schwach

gepufferten, hydrogenkarbonatarmen biozönotischen Gewässertypen eine starke stoffliche Belastung dar, die das gesamte Ökosystem schwerwiegend verändert. Bei anthropogener Versauerung verlieren die Gewässer ihre natürliche braune Färbung, Fische sind ausgestorben und das Makrozoobenthos auf wenige Arten reduziert.

Einige der Versauerungszeiger sind typische Bestandteile ungestörter Zönosen und sie finden sich daher auch in der Liste der allgemeinen Referenzarten. Im sehr guten ökologischen Zustand ist diese Indikatorengruppe in den Diatomeenproben allerdings nur mit geringen (< 5 %) bis mäßig hohen (< 10 %) prozentualen Häufigkeiten anzutreffen. Erst bei einsetzender anthropogener Versauerung durch Einträge von Mineralsäuren vermögen sie ihre Gesellschaftsanteile zu steigern. Übersteigt ihr Anteil 10% der Objektzahl, deutet das auf beginnende Versauerung hin. Abflüsse aus größeren Mooren, die die gesamte Fracht des Hydrogenkarbonatpuffers aus dem Einzugsgebiet binden können, können und sollten natürlicherweise Anteile versauerungsindikativer Taxa im Bereich 5 ... 25 % aufweisen. Es wird empfohlen, in Abläufen großer natürlich huminsaurer Moore (diese sind leicht erkennbar an huminstoffbraunem Wasser) bei Anteilen versauerungsindikativer Taxa im Bereich 10 – 25 % und artenreich ausgeprägten Diatomeenzönosen (mehr als 12 Taxa erreichen $D > 1$ %), die in Phylib-FG 7 für schwache minerogene Versauerung technisch vorgesehene Abwertung des „Ergebnisses ohne Abwertungen“ um eine Klasse fachgutachterlich wieder aufzuheben.

Übersteigt der Gesellschaftsanteil an Versauerungszeigern 25 %, so ist eine Verarmung der Diatomeengesellschaften möglich. Sofern in Abläufen großer hydrogenkarbonatarmer Moore die Artenzahl vital ($D > 1$ %) entwickelter Taxa noch über acht liegt, wird eine fachgutachterliche Aufwertung auf „gut“ (Klasse 2) empfohlen. Liegt die Zahl vital ($D > 1$ %) entwickelter Taxa gleich oder unter acht, so ist die Zustandsklasse 3 für die „Zustands-/Potenzialklasse“ plausibel.

In permanent stark durch Mineralsäuren versauerten Gewässern prägen die oligotraphenten Versauerungszeiger die Gesellschaften durch extrem hohe Anteile ($D > 50$ %) und die Artenzahl vital ($D > 1$ %) entwickelter Diatomeentaxa (Validierungskriterium) sinkt als Ausdruck der allgemeinen Verarmung der Lebensgemeinschaft unter acht. In solchen Fällen steht dann eine Bewertung der Gesamtkomponente „Makrophyten und Phytobenthos“ mit schlechter als Klasse 2 nicht in einem fachlichen Widerspruch zur TI-Klasse = 1. Die technische Abwertung wegen Versauerung erfolgt dann beabsichtigt und fachlich begründet für die Zustandsklasse der gesamten Biokomponente „Makrophyten & Phytobenthos“. Werte 4 oder 5 für die „Zustands-/Potenzialklasse“ sind dann plausibel. Diese einfache Form der Einbindung von Degradation infolge von Versauerung ist zur Bewertung gemäß den Vorgaben der EU-Wasserrahmenrichtlinie geeignet, stellt aber keinen Ersatz für bestehende, ausschließlich der Versauerungsindikation dienende Verfahren dar (z. B. CORING 1999).

7.1.1 Zusätzliche Metriken

Ergänzend zu den vier für die Bewertung der Teilkomponente „Diatomeen“ relevanten Modulen „Nährstoffbewertung“, „Artenzusammensetzung und Abundanz“, „Versalzung“ und „Versauerung“ können weitere Auswertungen der Gesellschaftsstrukturen der Diatomeen zusätzliche Informationen zur ökologischen Qualität des zu untersuchenden Gewässerabschnittes sowie Interpretationshilfen liefern. Dies gilt insbesondere für die Häufigkeit planktischer Taxa, das Vorkommen von Taxa der Roten Liste und die Heterogenität der Gesellschaft unter autökologischen Gesichtspunkten. In die

Bewertung sind die genannten Aspekte aufgrund der unzureichenden Datenlage jedoch derzeit nicht zu integrieren.

7.1.1.1 Häufigkeit planktischer Taxa in Bächen und kleinen Flüssen

Eine Bestimmung der planktischen Formen in Proben benthischer Diatomeen ist zur Anwendung des Verfahrens Phylib-FG 7 grundsätzlich nicht erforderlich. Informationen über die Planktonarten im Schalenpräparat können sich jedoch als nützlich erweisen. In keinem Fall dürfen die Daten planktischer Arten im Schalenpräparat der Online-Anwendung Phylib-FG 7 zugeführt werden. Das Verfahren wertet die Einbeziehung planktischer Arten als Fehler und die Anwendung schließt die Diatomeenprobe aus der Bewertung der untersuchten Messstelle mit der Komponente „Makrophyten und Phytobenthos“ aus, wenn der Planktonanteil $> 5\%$ beträgt.

Planktische Diatomeentaxa entwickeln sich in großen Flüssen und in Strömen (planktonführende Fließgewässertypen) massenhaft und sie lagern sich im Uferbereich von seeausflussgeprägten Fließgewässern in voluminösen Feinsedimenten ab, weshalb die Ableitung ökologischer Informationen aus planktischen Diatomeen in Aufwuchsproben eine sehr genaue Kenntnis ihrer Autökologie voraussetzen würde. Die Bewertung planktischer Diatomeen erfolgt im Verfahren Phyto-Fluss (MISCHKE et al. 2022), nicht in Phylib-FG.

Nach MISCHKE et al. (2005) sind die kleinen Flüsse, welche episodisch Chlorophyll a-Gehalte von über $20\ \mu\text{g/l}$ erreichen können, nicht zu den eigentlichen planktonführenden Gewässertypen zu rechnen. In Bächen und kleinen Flüssen ohne natürliche Seen im Einzugsgebiet kann deshalb ein vermehrtes Auftreten planktischer Taxa in Aufwuchsproben Hinweise auf strukturelle Degradationen (Aufstau, Abläufe von Teichen oder Regenüberlaufbecken) liefern. Eine Bestimmungshilfe bietet MISCHKE (2005).

Die Häufigkeit planktischer Arten kann durch Schätzung von Häufigkeitsklassen erfolgen oder durch Ermittlung des Planktonanteils durch Zählen von 100 Objekten quantifiziert werden. Angaben zur Lebensform finden sich in KRAMMER & LANGE-BERTALOT (1986-1991).

7.1.1.2 Vorkommen von Arten der Roten Liste

Zur vergleichenden Betrachtung des Inventars und der Häufigkeiten gefährdeter Taxa wurde ein Rote-Liste-Index (RLI, SCHAUMBURG et al. 2004) entwickelt, der im Berechnungsansatz dem Rheo-Index von BANNING (1990) folgt. Grundlage ist die Rote Liste der Kieselalgen Deutschlands von LANGE-BERTALOT (1996). Fast sämtliche als gefährdet ausgewiesenen Arten sind in ihrem Vorkommen an oligotrophe bzw. dystrophe Habitate gebunden, die extrem gefährdete Lebensräume darstellen. Ihre Zahl ist in den vergangenen Jahrzehnten infolge von Eutrophierung durch punktuellen und diffusen Eintrag von Nährstoffen bzw. durch Versauerung infolge von atmosphärischer Deposition von Schwefeldioxid und Stickstoffoxiden drastisch zurückgegangen. Den unterschiedlichen Gefährdungsgraden der Roten Liste-Arten wird im Rote-Liste-Index durch unterschiedliche Gewichtungen Rechnung getragen.

7.1.1.3 Autökologische Heterogenität

Bei großer Varianz der autökologischen Charakteristika der präsenten Arten liegt der Verdacht auf räumlich und/oder zeitlich begrenzte Störungen der Gesellschaften vor. Stark schwankende Verhältnisse können beispielsweise unter dem Einfluss punktueller oder kurzzeitiger saprobieller und trophischer Belastungen oder als Folge von Versauerungsschüben entstehen. In derartigen Fällen ist eine zweite Probenahme dringend anzuraten. Eine Ausnahme stellen die Marschengewässer (LAWA Fließgewässertyp 22) dar, deren Gesellschaften sich durch die Koexistenz von marinen Taxa und Charakterarten von Fließgewässern mit mineralischen oder organischen Sohlsubstraten bei überwiegend hydrogencarbonatarmer hydrochemischer Ausprägung auszeichnen.

7.2 Plausibilisierung der Bewertung der Makrophyten

7.2.1 Allgemeine Plausibilisierungshilfen

Bei der Plausibilisierung ausgewählter Datensätze im Rahmen von Projekt-Nr. O 1.17 ließen sich folgende Anhaltspunkte zur Plausibilisierung der Makrophytenbewertungen herausarbeiten:

- **Bei auffälligen Diskrepanzen zwischen gemessenen Belastungen und berechnetem Zustand ist stets der zugrunde liegende Makrophyten-Fließgewässertyp kritisch zu hinterfragen und ggf. zu korrigieren.** Da Phylib-FG 7 noch stärker die Gewässerstruktur berücksichtigt als Phylib 5.3.0, ist besonders die Unterscheidung zwischen rhithralen Typen (MRK, MRS, TRk, TRm und TRg) und potamalen Typen (MP, TNk, TNm und TNg) bewertungsrelevant (vgl. Kapitel 3.2). In den (Vor-) Alpen und den Mittelgebirgsregionen spielt auch die geochemische Prägung eine große Rolle (vgl. Kapitel 3.1). Mögliche alternative Typen sind der Tabelle im Anhang 9.2.2 zu entnehmen.
- Eutrophierungszeiger weisen auf Störungen des Gewässerabschnitts hin und können auch an Stellen auftreten, an denen sich im Freiwasser keine erhöhten Nährstoffkonzentrationen feststellen lassen. Eine Bewertung mit ÖZK 1 ist in solchen Fällen nicht angemessen.
- Dominieren Eutrophierungszeiger und andere Störzeiger (Artengruppe C) bei gleichzeitiger Abwesenheit von typspezifischen Gütezeigern (Artengruppe A und B⁺), so liegt aus Sicht der Makrophyten zumeist ein unbefriedigender ökologischer Zustand (ÖZK 4) vor.
- Messstellen, die nur knapp die Kriterien für gesicherte Bewertungen erfüllen, sind besonders kritisch zu prüfen. Das betrifft insbesondere Bestände, die neben Ubiquisten wie *Fontinalis antipyretica* weitere Arten mit sehr geringer Deckung beinhalten, da solche an Stellen mit sehr unterschiedlicher Belastung vorkommen können. Von Phylib-FG 7 werden natürlich artenarme Moosbäche mit dem Modul „Makrophyten“ oft unplausibel zu mild bewertet. In strittigen Fällen können die entsprechenden Bewertungsergebnisse gutachterlich von der Gesamtbewertung ausgeschlossen werden.

- Helophytendominanz weist in allen Gewässertypen auf potamalisierte Gewässer hin, die stark vom Leitbild abweichen. Für solche Gewässer ist ein unbefriedigender Zustand als plausibel anzusehen. Helophytendominanz sollte bereits bei der Kartierung mit angegeben werden.
- Artenreiche Messstellen mit (nahezu) leitbildkonformer Vegetation sind auch dann mit ÖZK 1 (bzw. 2) zu bewerten, wenn messbare abiotische Störungen vorliegen. Nach den Vorgaben der Wasserrahmenrichtlinie soll die Bewertung die Abweichungen der Artenzusammensetzung und Abundanzen der Indikatororganismen vom Referenzzustand wiedergeben. Werden solche Störungen von einer Organismengruppe nicht angezeigt, ist es umso wichtiger, die übrigen Biokomponenten/Teilkomponenten zu bewerten.
- Das Phylib-Verfahren basiert auf der gemeinsamen Bewertung von Makrophyten, Diatomeen und PoD, die jeweils unterschiedliche Ergebnisse liefern können. Korrekturen einer Teilkomponente anhand einer anderen sind deshalb unzulässig, z. B. soll die Bewertung der Teilkomponente „Makrophyten“ nicht wegen starken Algenaufwuchses korrigiert werden. In solchen Fällen ist vielmehr die Einbeziehung der anderen beiden Teilkomponenten „PoD“ und „Diatomeen“ unerlässlich um festzustellen, welche Algengruppe eine Massenentwicklung zeigt und wie diese im Kontext der Bewertung der Gesamtkomponente zu beurteilen ist.

7.2.2 Besonderheiten für die Bewertung von Typ Mg

Die Bewertung für den Typ Mg ist eine Neuentwicklung, für die nur eine begrenzte Anzahl untersuchter Probestellen vorlag. Aus bisherigen Testanwendungen geht hervor, dass Probestellen mit schütterem Moosbewuchs und weitgehendem Fehlen von Gefäßpflanzen oftmals unplausibel zu gut bewertet werden. Im Referenzzustand dieser Gewässer spielen jedoch Großlaichkräuter und andere Phanerogamen eine wichtige Rolle. Ihr Fehlen weist deshalb auf eine erhebliche Beeinträchtigung der Makrophytenvegetation hin. Bis eine weitere Überarbeitung des Bewertungsverfahrens erfolgen kann, wird deshalb empfohlen, in solchen Fällen gutachterlich zu prüfen, ob anthropogene Gründe für eine partielle Verödung der Gefäßpflanzen vorliegen. In diesem Fall sollte die Zustandsklasse gutachterlich nicht besser als mit 3 angesetzt werden.

7.3 Plausibilisierung der Bewertung des PoD

Die Entwicklung der Taxa des Phytobenthos ist an ihre Habitate gebunden. Diese können sehr kleinräumig sein. Eine Plausibilisierung sollte Hinweisen auf typenspezifische Veränderungen nachgehen. Es ist Aufgabe der/des Probennehmerin/Probennehmers und der/des Bewertenden, Überlegungen dazu anzustellen.

7.3.1 Allgemeine Plausibilisierungshilfen

Folgende Überlegungen können bei der Interpretation der Ergebnisse hilfreich sein.

- Passt die geochemische Prägung zum WRRL-Typ? Treten z. B. Charakterarten auf oder dominieren vor allem tolerante Taxa?
- Wie ist die saprobielle und trophische Situation einzuschätzen?
- Fehlen Artengruppen typspezifischer Habitate? Beispiele sind das Fehlen einer artenreichen Desmidiaceenflora in den basenarmen, organischen Fließgewässern der LAWA-Typen 11 und 12 oder ein Fehlen von Stillwasserarten in den großen Flüssen des Norddeutsche Tieflands (LAWA-Typen 15g und 20) durch starke Strömung und Steinschüttungen.
- Herrscht Artenarmut oder Verödung und wie könnte sich diese erklären? Sie könnte z. B. strukturelle Ursachen haben oder beim PoD durch Verockerung bedingt sein, die sich im Unterschied zur Teilkomponente der Makrophyten leider nicht in der Bewertung niederschlägt.
- Treten Arten typunspezifischer Habitate auf, z. B. Stillwasserarten oder an Sediment gebundene Taxa in Gewässern mit typspezifisch stärkerer Strömung?
- Wurden typspezifische Substrate beprobt oder stammen die Indikatoren vor allem von eingebrachten Fremdsubstraten? Dabei ist zu beachten, dass einige LAWA-Typen, wie die Gewässer des Keupers, kaum Substrate für benthische Taxa bieten und eine Bewertung hier fast ausschließlich durch Besiedler von Fremdsubstrat erfolgen kann. Wie aussagekräftig eine solche Analyse sein kann, muss im Einzelfall beurteilt werden.
- Gibt es auffällige Störzeiger, die z. B. auf punktuelle Veränderungen hinweisen?
- Liegen gleichzeitig sensible Referenzarten und Störzeiger in erhöhten Anteilen vor? Dies kann ein Hinweis auf starke temporäre Belastungsschwankungen (Stoßbelastungen) sein, oder durch räumliche Inhomogenitäten verursacht werden (dicht oberhalb der Probenahmestrecke liegende belastete Einleiter in einen ansonsten wenig gestörten Gewässerabschnitt oder Zuflüsse aus intakten Nebengewässern in einen ansonsten stark belasteten Wasserkörper).
- In einigen biozönotischen Typen fällt die Bewertung des PoD sehr positiv aus. So sind in den Typen PB kbr 06 und PB kbr 07 die Habitate für die Besiedelung mit PoD nicht gut geeignet. Daher sollte bei auffallend guten PoD-Bewertungen und bei Bewertungen der Biokomponente, die ausschließlich auf der Teilkomponente PoD beruhen, besonders sorgfältig auf Plausibilität geprüft werden.

7.3.2 Hilfen zur Interpretation der Ergebnisse des PoD

Das neue Verfahren bietet inzwischen für eine differenzierte Bewertung wichtige Hilfen.

7.3.2.1 Informationen in der Ausgabedatei

In der Ausgabedatei von Phylib-FG 7 werden für das PoD einige für die Plausibilisierung wichtige Informationen ausgegeben. Das betrifft die bereits in Phylib 5.3.0 ausgegebenen Angaben zur Bewer-

tung inklusive der dezimalen Bewertung und ihrer Sicherheit. Dabei lässt sich durch die dezimale Bewertung feststellen, in welchen Bereich sich die Bewertung im Vergleich zu den benachbarten Ökologischen Zustandsklassen einordnet.

Neu in Phylib-FG 7 sind die Angaben der Summen der quadrierten Abundanz der Indikatoren der vier unterschiedlichen Bewertungskategorien in Prozentanteilen an der Gesamtsumme der Abundanz der Indikatoren. Sie können als Hilfsmittel bei der Plausibilisierung der Bewertung durch eine Excel-Sparkline-Darstellung dienen. Ungewöhnliche Konstellationen der Anteile der Indikatoren lassen sich so schnell erkennen. Abbildung 8 zeigt eine dieser Angaben und eine solche Darstellung für zwei Probestellen. Bei der ersten Probestelle handelt es sich um einen typspezifischen silikatischen Bach (LAWA-Typ 5), der mit einer ÖZK 1 bewertet wird, bei der zweiten Probestelle um einen karbonatisch geprägten, grob- bis feinmaterialreichen Mittelgebirgsfluss (LAWA-Typ 9.1), der durch Eutrophierung und Versalzung mit einer ÖZK 5 bewertet wird.

Prozent A2 PoD	Prozent B2 PoD	Prozent C2 PoD	Prozent D2 PoD	Sparkline
				A B C D
72.973	18.919	5.405	2.703	
0	42.373	15.254	42.373	

Abbildung 8: Angaben der Prozentanteile der Summen der quadrierten Abundanz der vier Bewertungskategorien mit eingefügter Sparkline-Darstellung für zwei Probestellen.

7.3.2.2 Interpretationshilfe PoD

Ein weiteres Hilfsmittel ist die Interpretationshilfe PoD, die von der Erläuterungsseite der Bewertungssoftware heruntergeladen werden kann. Sie enthält in tabellarischer Form Informationen zur Lebensweise der Taxa sowie ihrer Präferenzen bzw. Toleranzen im Vorkommen. Dies betrifft das Vorkommen im Spektrum von pH, Trophie und Saprobie ebenso wie ihren Status in der Roten Liste, ihre Lebensweise und ihre Bindung an bestimmte Substrate oder Gewässertypen und einige zusätzliche Auffälligkeiten. Weiterhin werden für ausgewählte Taxa mit ausreichend gesichertem Datensatz die Interquartilsbereiche von Leitfähigkeit, pH und Gesamt-Phosphor angegeben.

Grundlage dieser Kompilation sind die Daten aus den UBA-Projekten (ROLAUFFS et al. 2020, 2021), aus dem LAWA-Projekt (O 6.20) und die Informationen durch die Arbeit zu Trophie- und Saprobiewerten von PFISTER et al. (2016). Darüber hinaus wurden eine Vielzahl weiterer Literatur sowie eigene Erfahrungswerte verschiedener Bearbeiter/innen berücksichtigt.

Über eine Verknüpfung der Taxa in der Ausgabedatei mit dieser Interpretationshilfe lassen sich alle aus der hierfür bearbeiteten Literatur bekannten Informationen abfragen. Eine Aufarbeitung in Diagrammen über die Verteilung der Arten hinsichtlich ihrer Präferenzen zu Trophie und Saprobie kann auch hilfreich sein.

7.4 Grenzen des Bewertungsverfahrens

Es gibt anthropogen oder natürlich gestörte Gewässerzustände, die nicht adäquat beprobt oder von Phylib-FG 7 nicht gesichert bewertet werden können und insofern eine gutachterliche Bewertung erfordern. Dazu gehören:

- Gewässer mit hoher Salzbelastung bzw. mit stark toxischen Schadstoffbelastungen, die z. T. so stark verödet sind, dass eine biologische Untersuchung und Bewertung nicht möglich oder sinnvoll ist.
- Gewässer mit sehr hohem Abwasseranteil und damit verbundener hygienischer Belastung, die aus Arbeitsschutzgründen nicht untersucht werden können.
- Zeitweilig trockenfallende Gewässer mit oft eingeschränktem Arteninventar und Pioniercharakter der Besiedlung. Dabei ist zu entscheiden, ob das Trockenfallen anthropogen bedingt ist oder nicht. Ist dies der Fall, ist eine solche Probestelle bei deutlicher Verödung ggf. mit „schlecht“ (ÖZK 5) zu bewerten oder bei nicht eindeutig interpretierbarer Taxaliste als „nicht bewertbar“ einzustufen. Das Makrophyten-Bewertungsverfahren ist grundsätzlich nicht für zeitweilig trockenfallende Fließgewässer konzipiert und sollte für diese Gewässer nicht angewendet werden. In Einzelfällen kann geprüft werden, ob in Abhängigkeit von der Länge des Trockenfallens und der Ausprägung des Makrophytenbewuchses eine Bewertung mit dem vorliegenden Verfahren plausibel ist. Das Diatomeen-Bewertungsverfahren ist jedoch in trockenfallenden Fließgewässern anwendbar, sofern unlängst und zügig eingetrocknetes Feinsediment in Stillbereichen verfügbar ist. Dieses enthält im Regelfall große Mengen frisch abgestorbener Diatomeen des Frühjahrs und Frühsommers in sehr gutem Erhaltungszustand der Kieselschalen. Interessanterweise sind in solchen subfossilen Proben nur sehr selten aerophile Taxa enthalten, so dass sicher ist, dass die Diatomeenreste aus der eigentlichen Fließgewässerassoziation und nicht etwa aus amphibischen Mikrohabitaten am Ufer stammen.
- Verockerte Gewässer, bei denen die trophische/chemische Belastung durch eine starke Phosphor-Bindung an Eisenocker maskiert wird und regelmäßig zu übermäßig milder Bewertung führt.

Bei einigen Gewässern ergeben sich Probleme bei Probenahme bzw. Bewertung der Teilkomponenten. Dazu gehören:

- Natürlich sehr artenarme Moosbäche, die bezüglich Makrophyten oft übermäßig milde bewertet werden, da hier schon mit zwei Arten eine Bewertung möglich ist.
- Gewässer, die durch häufige mechanische Störungen (z. B. Geschiebegang) mit dauerhaften Diatomeen-Pionierstadien eine extreme Dominanz einer Art (z. B. von *Achnanthydium minutissimum*) zeigen.
- Natürlich saure Gewässer mit Mooreinfluss, sofern diese durch die Diatomeen-Indikation einer Versauerung ungerechtfertigt abgewertet werden.

- Lösslehm-dominierte Gewässer, die durch schwer besiedelbares Substrat und starke Trübung geprägt sind.

Manchen LAWA-Typen lassen sich keine gültigen biozönotischen Typen zuordnen. Gewässer dieser Typen lassen sich nicht mit den entsprechenden Modulen in Phylib-FG 7 bewerten. Dies betrifft

- die LAWA-Typen 22 und 23 für alle Teilkomponenten,
- für die Teilkomponente PoD zusätzlich die LAWA-Typen 5.2, 21_S und 21_N, die silikatischen Ausprägungen der LAWA-Typen 9.2 und 19 im Mittelgebirge, die basenreichen bzw. karbonatisch geprägten Ausprägungen der LAWA-Typen 11, 12, 19 im Mittelgebirge sowie eine silikatische Ausprägung der LAWA-Typs 17 im Norddeutschen Tiefland.

Einer provisorischen Bewertung mit einem alternativen Typ sollte in solchen Fällen eine genaue Plausibilisierung folgen.

8 Allgemeine Literatur

CORING, E. (1999): Säuregrad. Indikation mit Hilfe von Diatomeen. – In: VON TÜMPLING, W., FRIEDRICH, G. (Hrsg.): Biologische Gewässeruntersuchung. Methoden der biologischen Gewässeruntersuchung 2: 298–305.

DWA (2021): Merkblatt DWA-M 630 „Arbeitsschutz bei der gewässerbezogenen Freilandarbeit“. Hennef.

EUROPÄISCHE UNION (2000): Richtlinie 2000/60/EG des Europäischen Parlamentes und des Rates vom 23. Oktober 2000 zur Schaffung eines Ordnungsrahmens für Maßnahmen der Gemeinschaft im Bereich der Wasserpolitik. Amtsblatt der Europäischen Union, L 327/1, 22.12.2000.

HOFMANN, G., LANGE-BERTALOT, H., WERUM, M. & KLEE, R. unter Mitarbeit von KÖNIG, C., KUSBER, W.-H., METZELTIN, D. & REICHARDT, E. (2018): Rote Liste und Gesamtartenliste der limnischen Kieselalgen (Bacillariophyta) Deutschlands. – In METZING, D.; HOFBAUER, N.; LUDWIG, G. & MATZKE-HAJEK, G. (Red.): Rote Liste gefährdeter Tiere, Pflanzen und Pilze Deutschlands. Band 7: Pflanzen. Naturschutz und Biologische Vielfalt 70 (7): 601 - 708. (Landwirtschaftsverlag, Münster).

MISCHKE, U. (2005): Einführung in die lichtmikroskopische Bestimmung der solitären Centrales anhand von Schalenpräparaten. Teil 1a und 1b. Version 14.11.2005 - IGB, Berlin.

MISCHKE, U., OPITZ, D., BEHRENDT, H., & KÖHLER, J. (2005): Entwicklung eines Bewertungsverfahrens für Fließgewässer mittels Phytoplankton zur Umsetzung der EU-WRRL. LAWA-Projekt 6.03, IGB, Berlin, 100 S.

MISCHKE, U., RIEDMÜLLER, U., & HOEHN, E. (2022): Versionsdokumentation PhytoFluss - Historie des Bewertungsverfahrens mit Phytoplankton für planktondominierte Flüsse und Ströme. Stand 15. Oktober 2022, 11 S., https://gewaesser-bewertung-berechnung.de/files/downloads/phytofluss/Versionsdokumentation_PhytoFluss_Historie_Nov2022.pdf (Abrufdatum 24.24.2024).

JOHN, D.M., GUIRY, M.D. WILBRAHAM, J., & KROKOWSKI, J. (2022): The 2011 edition of “The Freshwater Algal Flora of the British Isles”: additions, corrections, nomenclatural and taxonomic changes. – Applied Phycology: 3: 36-71, <https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/26388081.2022.2031295>, (Abrufdatum 28.03.2024).

KOHLER, A. (1978): Methoden der Kartierung von Flora und Vegetation von Süßwasserbiotopen. Landschaft + Stadt 10/2: 73–85.

PFISTER, P., HOFMANN, G., & EHRENSPERGER, G. (2016): Überarbeitung des Trophie- und Saprobie-Bewertungssystems nach Rott et al. 1997 bzw. 1999 (Fließgewässer-Phytobenthos). Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft, Abt. IV/3, Innsbruck; https://info.bml.gv.at/dam/jcr:8f753844-6420-49d9-bb9a-39502bcc035d/Teil%201_Ueberarbeitung%20Trophie-%20und%20Saprobie-Bewertung%20%20gsb.pdf (Abrufdatum 27.07.2024)

POTTGIESSER, T. (2018): Zweite Überarbeitung der Steckbriefe der Fließgewässertypen, https://www.gewaesser-bewertung.de/media/steckbriefe_fliessgewaessertypen_dez2018.pdf, (Abrufdatum 08.03.2024)

POTTGIESSER, T., & SOMMERHÄUSER, M., (2008): Aktualisierung der Steckbriefe der bundesdeutschen Fließgewässertypen (Teil A) und Ergänzung der Steckbriefe der deutschen Fließgewässertypen um typspezifische Referenzbedingungen und Bewertungsverfahren aller Qualitätselemente (Teil B), https://www.wasserblick.net/servlet/is/18727/00_Begleittext_Steckbriefe_Anhang_April2008.pdf?command=downloadContent&filename=00_Begleittext_Steckbriefe_Anhang_April2008.pdf, (Abrufdatum 04.04.2024).

ROLAUFFS, P., HERING, D., MISCHKE, U., GUTOWSKI, A., HOFMANN, G., HALLE, M., & R. VOGL (2020): Weiterentwicklung der biologischen Bewertungsverfahren zur EG-Wasserrahmenrichtlinie (EG-WRRL) unter besonderer Berücksichtigung der großen Flüsse. – Abschlussbericht. – Auftraggeber Umweltbundesamt, Umweltforschungsplan des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit, (FZK 3714 22 211 0, FB 000086) Texte 23/2020, <https://www.umweltbundesamt.de/publikationen/weiterentwicklung-bewertungsverfahren-eg-wrll>, (Abrufdatum 07.01.2024)

ROLAUFFS, P., STRACKBEIN, J., HERING, D., SCHÖNFELDER, I., GUTOWSKI, A., MÜLLER, A., VOGL, R., MISCHKE, U., RIEDMÜLLER, U., & VAN DE WEYER, K. (2021): Online-Version der Systeme zur biologischen Fließgewässerbewertung. - Abschlussbericht. – Auftraggeber Umweltbundesamt, Umweltforschungsplan des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und nukleare Sicherheit, (FZK 3716 24 209 0, FB000614) Texte 140/2021, https://www.umweltbundesamt.de/sites/default/files/medien/479/publikationen/texte_140-2021_online-version_der_systeme_zur_biologischen_fliessgewaesserbewertung.pdf, (Abrufdatum 07.01.2024)

ROTT, E., HOFMANN, G., PALL, K., PFISTER, P., & PIPP, E. (1997): Indikationslisten für Aufwuchsalgen. Teil 1: Saprobielle Indikation. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Wien, 73 S.

ROTT, E., PFISTER, P., VAN DAM, H., PIPP, E., PALL, K., BINDER, N., & ORTLER, K. (1999): Indikationslisten für Aufwuchsalgen in österreichischen Fließgewässern, Teil 2: Trophieindikation sowie geochemische Präferenz, taxonomische und toxikologische Anmerkungen. Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Wien, 248 S.

SCHAUMBURG, J., SCHMEDTJE, U., SCHRANZ, C., KÖPF, B., SCHNEIDER, S., MEILINGER, P., STELZER, D., HOFMANN, G., GUTOWSKI, A., & FOERSTER, J. (2004): Erarbeitung eines ökologischen Bewertungsverfahrens für Fließgewässer und Seen im Teilbereich Makrophyten und Phytobenthos zur Umsetzung der EU-Wasserrahmenrichtlinie. Schlussbericht. Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft (heute Bayerisches Landesamt für Umwelt), München, 635 S., <https://edocs.tib.eu/files/e01fb04/472465678.pdf>, (Abrufdatum 08.03.2024).

SCHAUMBURG, J., SCHRANZ, C., STELZER, D., HOFMANN, G., GUTOWSKI, A., & FOERSTER, J. (2005): Bundesweiter Test: Bewertungsverfahren "Makrophyten & Phytobenthos" in Fließgewässern zur Umsetzung der WRRL. - Bayerisches Landesamt für Umwelt, Endbericht im Auftrag der LAWA (Projekt Nr. O2.04), 225 S, München,

https://www.lfu.bayern.de/wasser/gewaesserqualitaet_seen/phylib_deutsch/publikationen/index.htm,
(Abrufdatum 08.03.2024)

SCHAUMBURG, J., SCHRANZ, C., STELZER, D., VOGEL, A., & GUTOWSKI, A. (2012): Verfahrensanleitung für die ökologische Bewertung von Fließgewässern zur Umsetzung der EG-Wasserrahmenrichtlinie: Makrophyten und Phytobenthos -Phylib. Stand Januar 2012. Bayerisches Landesamt für Umwelt, München, 195 S.,

https://www.lfu.bayern.de/wasser/gewaesserqualitaet_seen/phylib_deutsch/verfahrensanleitung/doc/verfahrensanleitung_fg.pdf, https://gewaesser-bewertung-berechnung.de/files/downloads/phylib/Verfahrensanleitung_Phylib.pdf, (Abrufdatum 08.03.2024).

SCHILLING P. (2020): Bundestaxaliste der Gewässerorganismen Deutschlands (BTL) - Stand Mai 2020. Herausgegeben im Auftrag der Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA) - Ausschuss Oberirdische Gewässer und Küstengewässer (AO) und des Umweltbundesamtes (UBA) mit Addendum, https://www.gewaesser-bewertung.de/index.php?article_id=533&clang=1 (Abrufdatum 08.03.2024).

SCHÖNFELDER, I., & MÜLLER, A. (2023): Weiterentwicklung des Halobienindexes für das Fließgewässer-Bewertungsverfahren für Makrophyten und Phytobenthos (PHYLIB) zur Unterstützung der Anforderungen von Bewertungspraxis und Maßnahmenplanung. Ergänzungsvorhaben des Landes Niedersachsen zum Projekt O 6.20 des Länderfinanzierungsprogramms „Wasser, Boden und Abfall“ 2020, Niedersächsischer Landesbetrieb für Wasserwirtschaft, Küsten- und Naturschutz (NLWKN), 118 S.

http://www.laenderfinanzierungsprogramm.de/static/LFP/Dateien/LAWA/AO/O_6.20_2023-03-28_Halobienindex_Abschlussbericht.pdf (Abrufdatum 27.07.2024)

WEYER, K. van de, D. STELZER, U. KOENZEN, S. DÖBBELT-GRÜNE (2017): Anpassung und Aktualisierung des Bewertungsverfahrens für die PHYLIB-Teilkomponente Makrophyten. – LAWA-Projekt O 9.16 – Endbericht (15.09.2017), https://www.gewaesser-bewertung.de/index.php?article_id=442&clang=1 (Abrufdatum 04.05.2024).

ZIEMANN, H. (1971): Die Wirkung des Salzgehaltes auf die Diatomeenflora als Grundlage für eine biologische Analyse und Klassifikation der Binnengewässer. *Limnologica* 8, 505 – 525.

ZIEMANN, H., NOLTING, E., & RUSTIGE, K. H. (1999): Salzgehalt. Bestimmung des Halobienindex. In: TÜMPLING, W. v. & FRIEDRICH, G. (eds.) *Biologische Gewässeruntersuchung Band 2*. Gustav Fischer, Jena, Stuttgart, Lübeck, Ulm, 309 – 313.

9 Anhang

9.1 Materialien und Informationen für Probenahmen und Bestimmungen

9.1.1 Materialien für die Probenahme aller Teilkomponenten

- Topographische Karten 1 : 25 000, 1 : 50 000, 1 : 10 000 (analog oder digital)
- GPS-Gerät, nach Möglichkeit mit hochauflösendem Display der Karte
- Feld- bzw. Kartierprotokolle
- Schreibmaterialien, bevorzugt ein dokumentenechter Kugelschreiber, der auf nassem Papier schreibt
- Exemplar der Verfahrensanleitung
- Wathose oder hohe Gummistiefel
- Sichtkasten
- Fotoausrüstung
- Gefrierbeutel in verschiedenen Größen und Verschlüsse
- Kühlbox mit Akkus
- vorgefertigte wasserfeste Etiketten oder Gewebeband und wasserfeste Filzstifte zur Beschriftung der Proben
- Sicherheitsausrüstung
- Schutzhandschuhe

9.1.2 Zusätzliche Materialien und Informationen für die Teilkomponente Makrophyten

9.1.2.1 Materialien im Gelände

- ausziehbarer Rechen
- Briefumschläge/Mooskapseln für Moosproben
- Handlupe (mind. 10-fache Vergrößerung, optimal ist 20-fache)
- Boot und Tauchausrüstung mit entsprechender Sicherheitsausrüstung für nicht durchwatbare Gewässer

9.1.2.2 Materialien zur Bestimmung

- Stereolupe (für große Pflanzenteile)
- Mikroskop
- Petrischalen
- Objektträger
- Deckgläser
- Spritzflasche
- Präparierbesteck
- ggf. Mikrotom für Stengelquerschnitte
- Herbarpresse und Zubehör

9.1.2.3 Liste der Makrophyten, die eine Helophytendominanz ausbilden können

Makrophyten, die eine Helophytendominanz ausbilden können, sind in der online verfügbaren Taxaliste Phylib in der Spalte „Helophytendominanz“ entsprechend markiert.

DV-Nr.	System (kurz)	Artname	Helophyten- dominanz
2066	Spermatophyta	<i>Acorus calamus</i>	x
2258	Spermatophyta	<i>Agrostis stolonifera</i>	x
2856	Spermatophyta	<i>Bolboschoenus maritimus</i>	x
2012	Spermatophyta	<i>Butomus umbellatus</i>	x
2352	Spermatophyta	<i>Carex acuta</i>	x
2176	Spermatophyta	<i>Carex acutiformis</i>	x
2188	Spermatophyta	<i>Carex riparia</i>	x
2926	Spermatophyta	<i>Carex rostrata</i>	x
2796	Spermatophyta	<i>Eleocharis palustris</i>	x
2976	Pteridophyta	<i>Equisetum fluviatile</i>	x
2777	Spermatophyta	<i>Eupatorium cannabinum</i>	x
2768	Spermatophyta	<i>Galium palustre</i>	x
2975	Spermatophyta	<i>Glyceria fluitans</i>	x
2064	Spermatophyta	<i>Glyceria maxima</i>	x
2749	Spermatophyta	<i>Impatiens glandulifera</i>	x
2737	Spermatophyta	<i>Juncus effusus</i>	x
2718	Spermatophyta	<i>Lycopus europaeus</i>	x
2710	Spermatophyta	<i>Mentha aquatica</i>	x

DV-Nr.	System (kurz)	Artname	Helophyten- dominanz
2274	Spermatophyta	<i>Mentha x verticillata</i>	x
2070	Spermatophyta	<i>Myosotis scorpioides</i>	x
2361	Spermatophyta	<i>Persicaria hydropiper</i>	x
2686	Spermatophyta	<i>Petasites hybridus</i>	x
2074	Spermatophyta	<i>Phalaris arundinacea</i>	x
2022	Spermatophyta	<i>Phragmites australis</i>	x
2980	Spermatophyta	<i>Rorippa amphibia</i>	x
2054	Spermatophyta	<i>Sagittaria sagittifolia</i>	x
2615	Spermatophyta	<i>Scrophularia umbrosa</i>	x
2967	Spermatophyta	<i>Sium latifolium</i>	x
2979	Spermatophyta	<i>Solanum dulcamara</i>	x
2992	Spermatophyta	<i>Sparganium emersum</i>	x
2075	Spermatophyta	<i>Sparganium erectum</i>	x
2598	Spermatophyta	<i>Stachys palustris</i>	x
2591	Spermatophyta	<i>Symphytum officinale</i>	x
2035	Spermatophyta	<i>Typha</i>	x
2059	Spermatophyta	<i>Typha angustifolia</i>	x
2578	Spermatophyta	<i>Typha latifolia</i>	x
2315	Spermatophyta	<i>Typha laxmannii</i>	x
2577	Spermatophyta	<i>Typha minima</i>	x
2316	Spermatophyta	<i>Typha shuttleworthii</i>	x
2574	Spermatophyta	<i>Urtica dioica</i>	x

9.1.2.4 Mögliche Gründe für das Nicht-Vorhandensein von Makrophyten an einer Untersuchungsstrecke und die Beurteilung bzgl. der Einstufung als Makrophytenverödung

Mögliche Gründe für Makrophytenverödung. Bei natürlichen Gründen für fehlende Makrophyten liegt keine Verödung vor.

Belastungsart	Belastung	Makrophytenverödung	Eingabe Phylib-Tool
stofflich	starke trophische Belastung	ja	Trophie
	starke saprobielle/organische Belastung	ja	Saprobie
	Versauerung	ja	Versauerung
	geogen bedingter niedriger pH-Wert	nein	
	Versalzung	ja	Versalzung
	geogen bedingt hoher Salzgehalt	nein	
	chemische Belastung (z. B. Pestizideintrag oder Schwermetalle)	ja	Chemie
	natürlich bedingter hoher Huminstoffgehalt	nein	
mechanisch	starker Schwebstoffeintrag (z.B. durch Erosion von Ackerflächen)	ja	Schwebstoff
	natürlich bedingter Schwebstoffeintrag (z.B. geprägt von Gletscherabfluss)	nein	
	Mahd	ja	Mahd
	Räumung	ja	Räumung
	Ausbaggerung (z.B. Schifffahrtsrinnen, Hafenanlagen)	ja	Ausbaggerung
	anthropogen bedingter Wellenschlag (z.B. Schiffsverkehr)	ja	Wellenschlag
	natürlich bedingter Wellenschlag (z.B. durch Windexposition)	nein	
	Uferverbau der zu veränderten hydromorphologischen Bedingungen führt (z. B stark brechende statt auslaufende Wellen)	ja	Uferverbau
	Sediment, das aus natürlichen Gründen stark umgelagert wird (z.B. regelmäßige Hochwasserereignisse, reißende Abflussbedingungen durch starkes Gefälle)	nein	
	Bootsbetrieb	ja	Bootsbetrieb
	Badebetrieb	ja	Badebetrieb
Tritt- und Fraßbelastung durch Weidetiere	ja	Weidetiere	
strukturell	Sohlverbau	ja	Sohlverbau

Belastungsart	Belastung	Makrophytenverödung	Eingabe Phylib-Tool
	Felssohle	nein	
	Rhithralisierung durch Begradigung	ja	Rhithralisierung
	natürlich reißende Abflussbedingungen z.B. durch starkes Gefälle	nein	
Herbivore Organismen	Besatz mit herbivoren Fischen	ja	Fische
	Besatz mit bentivoren Fischen	ja	Fischen
	Herbivore Säugetiere (Bisam, Nutria)	ja	Weidetiere
	Besatz mit nicht heimischen und/oder zu großen Populationen von Krebsen	ja	Krebse
	natürliche Populationsgröße heimischer Krebse	nein	
	herbivore heimische Wasservögel in natürlicher Populationsgröße	nein	
	nicht heimische herbivore Wasservögel und / oder zu große Populationen herbivorer Wasservögel	ja	Wasservögel
Allgemein	wenig / keine Makrophyten ohne erkennbaren natürlichen oder anthropogen bedingten Grund	nein	
	anthropogen bedingte starke Beschattung z.B. durch Bauten am Ufer oder Brücken	ja	Beschattung
	natürlich bedingte starke Beschattung (z. B. Wald)	nein	

9.1.2.5 Qualitätssicherung: Angaben zur Beschriftung der Herbarbögen der Makrophyten

- Art mit Autorennamen
- Fundort (Land, Bundesland, Kreis, geografische Bezeichnung), GPS-Daten (z.B. geographische Koordinaten (Länge, Breite) oder UTM-Koordinaten (Ostwert, Nordwert) im Europäischen Referenzsystem ETRS89 und im korrekten Bezugsraum UTM32 oder UTM33),
- Standort (Gewässername, Gewässerkennzahl, Probestellen-Nr., Proben-Nr.)
- Sammeldatum
- Sammler/in („leg.“)
- Bestimmer/in („det.“)
- ggf. Bezeichnung des Herbariums und fortlaufende Nr.

9.1.2.6 Bestimmungsliteratur Makrophyten

Allgemeine Bestimmungsliteratur (Auswahl):

AG CHARACEEN DEUTSCHLANDS (Hrsg.) (2016): Armeleuchteralgen - Die Characeen Deutschlands. Springer-Verlag, Berlin, Heidelberg, 636 S.

CASPER, S.J., & KRAUSCH, H.-D. (1980): Pteridophyta und Anthophyta. 1. Teil. – In: Ettl, H., Gärtner, G., Heynig, H. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 23, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York, 403 S.

Casper, S.J., & Krausch, H.-D. (1981): Pteridophyta und Anthophyta. 2. Teil. – In: Ettl, H., Gärtner, G., Heynig, H. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 24, Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, New York, 538 S.

KLAPP, E., & OPITZ VON BOBERFELD, W. (1990): Taschenbuch der Gräser. 12. überarb. Auflage, Verlag Paul Parey, Berlin, Hamburg, 282 S.

KRAUSCH, H.-D. (1996): Farbatlas Wasser- und Uferpflanzen, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, 315 S.

OBERDORFER, E. (1994): Pflanzensoziologische Exkursionsflora. 7. Auflage, Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, 1050 S.

ROTHMALER, W. (2016): Kritischer Ergänzungs-band. – In: Müller, F., Ritz, C. M., Welk, E., Wesche, K. (Hrsg.): Exkursionsflora von Deutschland, 11. Auflage, Gefäßpflanzen, Springer Spektrum.

ROTHMALER, W. (2017a): Gefäßpflanzen: Grundband – In: Jäger, E. J. (Hrsg.): Exkursionsflora von Deutschland, 21. Auflage, Springer Spektrum.

ROTHMALER, W. (2017b): Gefäßpflanzen: Atlasband. – In: Jäger, E., Müller, F., Ritz, C. M., Welk, E., & Wesche, K. (Hrsg.), Springer Spektrum Exkursionsflora von Deutschland, 13. Auflage: 822 S.

SCHMEIL, O., FITSCHEN, J., & SEYBOLD, S. (2009): Flora von Deutschland und angrenzender Länder: Ein Buch zum Bestimmen der wild wachsenden und häufig kultivierten Gefäßpflanzen, Quelle & Meyer. Auflage: 94, unveränderte Auflage, 880 S.

SCHOU, J. C., MOESLUND, B., VAN DE WEYER, K., LANSDOWN, R. V., WIEGLEB, G., HOLM, P., BAASTRUP-SPOHR, L., & SAND-JENSEN, K. (2023): Aquatic Plants of Northern and Central Europe including Britain and Ireland. Princeton University Press: 746 S.

VAN DE WEYER, K., & SCHMIDT, C. (2018a): Bestimmungsschlüssel für die aquatischen Makrophyten (Gefäßpflanzen, Armeleuchteralgen und Moose) in Deutschland: Band 1: Bestimmungsschlüssel. 2., überarbeitete Auflage. Fachbeiträge des LfU Brandenburg 119: 180 S. Herausgeber: Landesamt für Umwelt (LfU) Brandenburg, Potsdam, <https://lfu.brandenburg.de/lfu/de/ueberuns/veroeffentlichungen/detail/~13-02-2023-bestimmungsschluessel-fuer-die-aquatischen-makrophyten-in-deutschland-band-1-bestimmungs>, (Abrufdatum 27.07.2024).

VAN DE WEYER, K. (2020): Helophyten-Bestimmungsschlüssel. - Arbeitshilfe für das Monitoring der Fließgewässer Nordrhein-Westfalens gemäß EG-WRRL. LANUV-Arbeitsblatt 48: 82 S.,

https://www.lanuv.nrw.de/fileadmin/lanuvpubl/4_arbeitsblaetter/LANUV-Arbeitsblatt_48.pdf,
(Abrufdatum 24.04.2024).

Spezielle Literatur für die Moosbestimmung (Auswahl):

FRAHM, J.-P., & FREY, W. (2004): Moosflora 4.Auflage, UTB, Stuttgart, 538 S.

FREY, W., FRAHM, J.-P., FISCHER, E., LOBIN, W. (1995): Die Moos- und Farnpflanzen Europas, 6. Aufl. – In: GAMS, H. (Begr.): Kleine Kryptogamenflora. Gustav Fischer Verlag, Stuttgart, Jena, New York, 426 S.

LANDWEHR, J. (1984): Nieuwe Atlas nederlandse Bladmossen. Thieme, Zutphen (NL), 568 S.

MÜLLER, K. (1957): Die Lebermoose. – In: RABENHORTST, L. (Hrsg.): Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. VI: Band, 2. Abteilung, 3. Auflage.

NEBEL, M., & PHILIPPI, G. (2000): Die Moose Baden-Württembergs. Band 1, in Zusammenarbeit mit der Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg. Ulmer Stuttgart (Hohenheim), 512 S.

NEBEL, M., & PHILIPPI, G. (2001): Die Moose Baden-Württembergs. Band 2, in Zusammenarbeit mit der Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg. Ulmer Stuttgart (Hohenheim), 529 S.

SCHUSTER, R.M. (1980): The Hepaticae and Anthocerotae of North America. East of the Hundredth Meridian. Vol. IV: Columbia University Press, New York.

SMITH, A.J.E. (1992): The liverworts of Britain and Ireland. Cambridge University Press, Cambridge, New York, Port Chester, Melbourne, Sydney, 362 S.

WELSCH, W.H. (1960): A Monograph of the Fontinalaceae, Martinius Nijhoff, Den Haag (NL), 357 S.

9.1.3 Zusätzliche Materialien und Informationen für die Teilkomponente Diatomeen

9.1.3.1 Materialien im Gelände

- weiße Fotoschalen zum Sortieren des Materials
- Weithalsflaschen, -gläschen oder kleine dichtschießende bruchfeste Schraubdeckelbecher aus PP (Fassungsvermögen 50 – 100 ml)
- wasserfester Stift zur Beschriftung der Probengefäße
- fest klebende Papieretiketten
- Bleistift Härtegrad 2B zur Beschriftung der Papieretiketten und der Probenbegleitzettel
- kleine Zettel 3 cm x 5 cm zum Hineinlegen in das mit Ethanol konservierte Probefläschchen
- Einmal-Gebissbürsten für Prothesen. Aufgrund der potenziell hohen Gefahr der Verunreinigung wird für die Diatomeenprobenahme der mehrfache Einsatz der gleichen Bürste nicht empfohlen.

Unter Umständen können die Bürsten alternativ zwischen zwei Proben mit schwacher Säure oder Bleichmittel oder in einem Ultraschallbad gründlich gereinigt werden.

- Löffel, Spatel, kleine Schaufel o.ä.
- Ethanol (96 %) oder RNA-stabilisierendes Fixierungsmittel

Ethanol ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Flüssigkeit und Dampf leicht entzündbar“ und „Verursacht schwere Augenreizung“ eingestuft und mit den Zeichen GHS02 und GHS07 zu kennzeichnen.

9.1.3.2 Qualitätssicherung: Angaben für Aufschrift (ggf. auf Klebeetiketten) und Probenbegleitzettel im Probengefäß der Diatomeen

- Bezeichnung der Probe (eindeutige Kennung)
- Gewässername (eindeutige Kennung)
- Probestelle/Transekt (eindeutige Kennung)
- beprobtes Substrat
- Datum der Probenahme
- Probenehmer/in

9.1.3.3 Materialien zur Präparation und Bestimmung der Diatomeen

9.1.3.3.1 Chemikalien für die Herstellung der Suspension

- Ethanol (zur Konservierung)
- Salzsäure 25 % z. A.
- Schwefelsäure 95 - 97 % z. A.
- Kaliumnitrat z. A.
- alternativ zu Schwefelsäure und Kaliumnitrat: Wasserstoffperoxid
- deionisiertes/destilliertes Wasser

Ethanol ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Flüssigkeit und Dampf leicht entzündbar“ und „Verursacht schwere Augenreizung“ eingestuft und mit den Zeichen GHS02 und GHS07 zu kennzeichnen.

Salzsäure 25 % ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Kann gegenüber Metallen korrosiv sein“, „Verursacht schwere Verätzungen der Haut und schwere Augenschäden“ und „Kann die Atemwege reizen“ eingestuft und mit den Zeichen GHS05 und GHS07 zu kennzeichnen.

Schwefelsäure 95 - 97 % ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den „Kann gegenüber Metallen korrosiv sein“ und „Verursacht schwere Verätzungen der Haut und schwere Augenschäden“ eingestuft und mit den Zeichen GHS02 und GHS07 zu kennzeichnen.

Kaliumnitrat ist ein Gefahrstoff. Er ist mit dem Gefahrensatz „Kann Brand verstärken; Oxidationsmittel“ eingestuft und mit dem Zeichen GHS03 zu kennzeichnen.

Wasserstoffperoxid ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Kann Brand verstärken; Oxidationsmittel“, „Gesundheitsschädlich bei Verschlucken oder Einatmen“, „Verursacht schwere Verätzungen der Haut und schwere Augenschäden“, „Kann die Atemwege reizen“ und „Schädlich für Wasserorganismen, mit langfristiger Wirkung“ eingestuft und mit den Zeichen GHS03, GHS05 und GHS07 zu kennzeichnen.

9.1.3.3.2 Notwendige Angaben zur Beschriftung der Diatomeensuspension bzw.

Rückstellprobe:

- Codierung (eindeutige Kennung, die den Bezug zu allen Begleitinformationen sowie zum Dauerpräparat herstellt)
- Gewässer (eindeutige Kennung)
- Probestelle/Transekt (eindeutige Kennung)
- beprobtes Substrat
- Datum der Probenahme
- präparierendes Labor/Bearbeiter/in

9.1.3.3.3 Ausstattung zur Herstellung der Dauerpräparate

- Abzug
- Heizplatte
- Schutzkleidung (Laborkittel, Brille, ggf. chemikalienfeste Laborhandschuhe)
- Bechergläser (Fassungsvermögen mindestens 100 ml)
- Uhrgläser mit Durchmesser entsprechend den Bechergläsern
- Becherglaszange
- Siedestäbchen
- ggf. Mörser und Pistille zum Zerreiben des Kaliumnitrats
- Spatel
- kleines Kunststoffsieb mit Durchmesser entsprechend den Bechergläsern
- Universal-Indikatorpapier zur pH-Wert-Bestimmung
- Aqua dest.
- Spritzflasche
- Schraubdeckelgläschen mit Dichtung oder Kryoröhrchen

9.1.3.3.4 Material für die Herstellung der Dauerpräparate

- Objektträger
- Deckgläser (bewährt haben sich sowohl runde Deckgläser mit einem Durchmesser von 18 mm als auch rechteckige Deckgläser mit 18 – 22 mm Kantenlänge)
- Heizplatte
- rundgebogene Pinzette oder Deckglaspinzette
- Naphrax
- Präparatekasten oder -mappe
- Etiketten

9.1.3.3.5 Notwendige Angaben zur Beschriftung des Objektträgers:

- Codierung (eindeutige Kennung, die den Bezug zu allen Begleitinformationen sowie der präparierten Probe herstellt)
- Gewässer (eindeutige Kennung)
- Probestelle/Transekt (eindeutige Kennung)
- Datum der Probenahme
- Taxonomische/r Bearbeiter/in

9.1.3.3.6 Materialien für die mikroskopische Analyse

- Lichtmikroskop mit 400- bis 1250-facher Vergrößerung mit Mess- und Fotoausrüstung zur Dokumentation der gefundenen Taxa, Differenzial-Interferenzkontrast nach Nomarski (DIC), Plan-apochromatisches Objektiv für DIC N.A. 1.30 oder größer
- Immersionsöl
- Linsenputzpapier und Reinigungsmittel
- Bestimmungsprotokoll
- Bestimmungsliteratur

9.1.3.4 Bestimmungsliteratur Diatomeen

HOFMANN, G., LANGE-BERTALOT, H. & WERUM, M. (2011): Diatomeen im Süßwasser-Benthos von Mitteleuropa, A.R.G. Gantner Verlag K.G., 908 S.

KRAMMER, K. (1992): Pinnularia. Eine Monographie der europäischen Taxa. Bibliotheca Diatomologica 26, J. Cramer / Gebr. Borntraeger, Berlin, Stuttgart, 278 S.

- KRAMMER, K. (1997a): Die cymbelloiden Diatomeen. Teil 1: Allgemeines und Encyonema. Bibliotheca Diatomologica 36, Verlag J. Cramer (Gebrüder Borntraeger), Berlin/Stuttgart, 382 S.
- KRAMMER, K. (1997b): Die cymbelloiden Diatomeen. Teil 2: Encyonopsis und Cymbellopsis. Allgemeines und Encyonema. Bibliotheca Diatomologica 37, Verlag J. Cramer (Gebrüder Borntraeger), Berlin/Stuttgart, 469 S.
- KRAMMER, K. (2000): The genus *Pinnularia*. In: LANGE-BERTALOT, H. (Ed.): Diatoms of Europe. Diatoms of the European Inland Waters and comparable habitats. Volume 1, A.R.G. Gantner Verlag K.G., 703 S.
- KRAMMER, K. (2002): Cymbella. In: LANGE-BERTALOT (Ed.): Diatoms of Europe. Diatoms of the European Inland Waters and comparable habitats. Volume 3, A.R.G. Gantner Verlag K.G., Rugell, 584 S.
- KRAMMER, K. (2003): Cymbopleura, Delicata, Navicymbula, Gomphocymbellopsis, Afrocybella. In: LANGE-BERTALOT, H. (Ed.): Diatoms of Europe. Diatoms of the European Inland Waters and comparable habitats. Volume 4, A.R.G. Gantner Verlag K.G., Rugell, 530 S.
- KRAMMER, K. & LANGE-BERTALOT, H. (1986): Bacillariophyceae, 1. Teil: Naviculaceae – In: Ettl, H., Gerloff, J. Heynig, H., & Mollenhauer, D. (Hrsg.), Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 2/1, G. Fischer, Jena, 876 S.
- KRAMMER, K. & LANGE-BERTALOT, H. (1999): Bacillariophyceae, 2. Teil: Bacillariaceae, Epithemiaceae, Surirellaceae - In: Ettl, H., Gerloff, J. Heynig, H., & Mollenhauer, D. (Hrsg.), Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 2/2, ergänze 2. Auflage, G. Fischer, Jena, 611 S.
- KRAMMER, K. & LANGE-BERTALOT, H. (2000): Bacillariophyceae, 3. Teil: Centrales, Fragilariaceae, Eunotiaceae - In: Ettl, H., Gerloff, J. Heynig, H., & Mollenhauer, D. (Hrsg.), Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 2/3, G. Fischer, Jena, mit Ergänzungsteil, 599 S.
- KRAMMER, K. & LANGE-BERTALOT, H. (2004): Bacillariophyceae, 4. Teil: Achnanthaceae, Kritische Ergänzungen zu *Navicula* (Lineolatae) und *Gomphonema*, Gesamtliteraturverzeichnis Teil 1-4 - In: Ettl, H., Gerloff, J. Heynig, H., & Mollenhauer, D. (Hrsg.), Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 2/4, G. Fischer, Jena, ergänzte 2. Auflage, 461 S.
- LANGE-BERTALOT, H. (1993): 85 Neue Taxa und über 100 weitere neu definierte Taxa ergänzend zur Süßwasserflora von Mitteleuropa. Bibliotheca Diatomologica 27, Verlag J. Cramer (Gebrüder Borntraeger), Berlin, Stuttgart, 456 S.
- LANGE-BERTALOT, H. (2001): *Navicula* sensu stricto. 10 genera separated from *Navicula* sensu lato. Frustulia. In: LANGE-BERTALOT, H. (Ed.): Diatoms of Europe. Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats. Volume 2, A.R.G. Gantner Verlag K. G., 526 S.
- LANGE-BERTALOT, H., BAK, M., WITKOWSKI, A. & TAGLIAVENTI, N. (2011): *Eunotia* and some related genera. In: LANGE-BERTALOT, H. (Ed.): Diatoms of Europe. Diatoms of the European inland waters and comparable habitats. Volume 6, A.R.G. Gantner Verlag K. G., 747 S.
- LANGE-BERTALOT, H. & METZELTIN, D. (1996): Indikatoren der Oligotrophie. Iconographia Diatomologica 2, Koeltz Scientific Books Koenigstein, 390 S.

- LANGE-BERTALOT, H. & MOSER, G. (1994): *Brachysira*. Bibliotheca Diatomologica 29, J. Cramer, Berlin, Stuttgart, 212 S.
- REICHARDT, E. (1995): Die Diatomeen (Bacillariophyceae) in Ehrenbergs Material von Cayenne, Guyana Gallica (1843), Iconographia Diatomologica 1, Koeltz Scientific Books, Königstein, 107 S.
- REICHARDT, E. (1999): Zur Revision der Gattung *Gomphonema*. Iconographia Diatomologica 8, A.R.G. Gantner Verlag K.G., Rugell, 203 S.
- VAN DE VIJVER, B., Beyens, L. & LANGE-BERTALOT, H. (2004): The Genus *Stauroneis* in the Arctic and (Sub-) Antarctic Regions, Bibliotheca Diatomologica 51, J. Cramer, Berlin, Stuttgart, 31 S.
- WITKOWSKI, A., LANGE-BERTALOT, H. & H. METZELTIN, D. (2000): Diatom Flora of marine coasts - I. Iconographia Diatomologica 7, A.R.G. Gantner Verlag K.G., Rugell, 925 S.

Ergänzende Bestimmungsliteratur, die jedoch von der Bestimmerin/dem Bestimmer nach den Bestimmungen umfangreiche Rücktransformationen auf den taxonomischen Stand um 2011 erfordert, der die Grundlage der BTL 2020 bildet, um die Importfähigkeit der Diatomeendaten in Phylib-FG 7 herzustellen:

- LANGE-BERTALOT, H. HOFMANN, G. & WERUM, M. & CANTONATI, M. (2017): Freshwater benthic diatoms of central Europe: Over 800 common species used in ecological assessment, Koeltz Botanical Books, Schmitten-Oberreifenberg, 942 S.
- LEVKOV, Z. (2009): Amphora sensu lato. In: LANGE-BERTALOT, H. (Hrsg.): Diatoms of Europe. Diatoms of the European Inland Waters and Comparable Habitats. Bd. 5, A.R.G. Gantner Verlag K. G., 916 S.
- WERUM, M., REICHARDT, E. DRESSLER, M. & WERNER, P. (2024, in prep.): Ergänzungsband Diatomeen im Süßwasser-Benthos von Mitteleuropa. Bestimmungsflorea Kieselalgen für die ökologische Praxis, über 580 Arten und ihre Ökologie. Koeltz Botanical Books, Schmitten-Oberreifenberg, ca. 800 S.

9.1.4 Zusätzliche Materialien und Informationen für die Teilkomponente Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)

9.1.4.1 Materialien im Gelände

- großer Eimer zum Transport von größerem Substrat
- kleinere (10 - 20 ml) und größere Glasgefäße mit Schraub- oder dicht schließendem Schnappdeckel
- Hammer zum Zertrümmern von Steinen

- Skalpell oder Cuttermesser mit austauschbaren Klingen, Löffel, Pinzetten, Spatel, Greifinstrumente (Rechen, Zange)
- Handlupe
- Petrischalen (Plastik)
- Pipetten
- weiße Fotoschalen zum Sortieren des Materials
- Fixative

9.1.4.2 Fixative für die Phytobenthosprobenahme

9.1.4.2.1 Saure Lugol'sche Lösung

- 20 g Kaliumjodid (IK)
- 200 ml destilliertes Wasser
- 10 g resublimiertes Jod (J_2)
- 19 ml Eisessig (96 % - 100 % CH_3COOH)

Das Kaliumjodid in etwas Wasser lösen, dann das Jod dazugeben und das restliche Wasser nachfüllen. Anschließend den Eisessig dazugeben. Die Lösung in kleineren Braunflaschen aufbewahren. Empfohlen wird, die Flaschen möglichst gut zu füllen, da das Jod in halbleeren Flaschen oxidiert.

Kaliumjodid ist ein Gefahrstoff. Er ist mit dem Gefahrensatz „Schädigt die Organe (Schilddrüse) bei längerer oder wiederholter Exposition (bei Verschlucken).“ eingestuft und mit dem Zeichen GHS08 zu kennzeichnen.

Resublimiertes Jod ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Gesundheitsschädlich bei Verschlucken, Hautkontakt oder Einatmen“, „Verursacht Hautreizungen“, „Verursacht schwere Augenreizung“, „Kann die Atemwege reizen“, „Schädigt die Organe (Schilddrüse) bei längerer oder wiederholter Exposition (bei Verschlucken)“, „Sehr giftig für Wasserorganismen“ eingestuft und mit den Zeichen GHS07, GHS08, GHS09 zu kennzeichnen.

Eisessig (Essigsäure) ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Flüssigkeit und Dampf entzündbar“ sowie „Verursacht schwere Verätzungen der Haut und schwere Augenschäden“ eingestuft und mit den Zeichen GHS02 und GHS05 zu kennzeichnen.

9.1.4.2.2 Neutralisiertes Formaldehyd

- 500 ml Formaldehyd (40 %)
- 500 ml aqua dest.
- 100 g Hexamethylentetramin

Formaldehyd in aqua dest. verdünnen und anschließend Hexamethylentetramin hinzufügen. Nach einer Woche filtrieren (pH 7,3 - 7,9). Zur Fixierung der Proben sollte eine Endkonzentration von 3-4 % erreicht werden.

Formaldehydlösung ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Giftig bei Verschlucken, Hautkontakt oder Einatmen“, „Verursacht schwere Verätzungen der Haut und schwere Augenschäden“, „Kann allergische Hautreaktionen verursachen“, „Kann die Atemwege reizen“, „Kann vermutlich genetische Defekte verursachen“, „Kann Krebs erzeugen“, „Schädigt die Organe (Auge)“ eingestuft und mit den Zeichen GHS05, GHS06 und GHS08 zu kennzeichnen.

Hexamethylentetramin ist ein Gefahrstoff. Er ist mit den Gefahrensätzen „Entzündbarer Feststoff“ und „Kann allergische Hautreaktionen verursachen“ eingestuft und mit den Zeichen GHS02 und GHS07 zu kennzeichnen.

9.1.4.2.3 RNA-stabilisierendes Fixierungsmittel (z. B. RNA later™)

Dieses Fixierungsmittel ist noch nicht erprobt, wird aber für die Fixierung von Algen für spätere DNA-Analysen sicher zunehmend an Bedeutung gewinnen.

9.1.4.3 Qualitätssicherung: Angaben zur Beschriftung der Proben

Die Gefäße der Unterproben werden durchnummeriert und eindeutig beschriftet.

- Nummer der Probestelle
- Gewässername
- Standort
- Datum
- Nummer der Unterprobe

9.1.4.4 Materialien für die mikroskopische Analyse

- Lichtmikroskop mit 400 bis 1000-facher Vergrößerung mit Mess- und Fotoausrüstung zur Dokumentation der gefundenen Taxa, Differenzial-Interferenzkontrast nach Nomarski (DIC), Plan-apochromatisches Objektiv für DIC
- Stereolupe mit bis zu 40facher Vergrößerung
- Immersionsöl
- Alkohol zum Reinigen der Objektive
- Linsenputzpapier und Reinigungsmittel
- Weiße Plastikschalen in verschiedenen Größen
- Petrischalen
- Objektträger

- Deckgläser
- Spritzflasche
- Präparierbesteck
- Präparierschere
- Pasteurpipetten (Plastik)
- weiche Zellstofftücher
- Wasserglas mit Leitungswasser und Pipette
- Abfallbehälter für Glas
- Bleistift mit Radiergummiende
- Skalpell (evtl. Einmalskalpelle)
- Pinzetten in diversen Größen
- Präpariernadeln
- Präparierschere
- Mikroskopierprotokolle
- Bestimmungsprotokoll
- Bestimmungsliteratur

9.1.4.5 Bestimmungsliteratur Phytobenthos ohne Diatomeen (PoD)

COESEL, P.F.M., & MEESTERS, K. (2007): Desmids of the Lowlands. Mesotaeniaceae and Desmidiaceae of the European Lowlands. KNNV Publishing, Zeist, The Netherlands, 351 S.

COESEL, P.F.M., & MEESTERS, K. (2013): European flora of the desmid genera *Staurastrum* and *Stauroidesmus*. KNNV Publishing, Zeist, The Netherlands, 357 S.

CIUGULEA, I., & TRIEMER, R.E. (2010): A Color Atlas of Photosynthetic Euglenoids. Michigan State University Press, East Lansing, 204 S.

ELORANTA, P., KWANDRANS, J., & KUSEL-FETZMANN, E. (2011): Rhodophyta. In: BÜDEL, B., GÄRTNER, G., KRIENITZ, L., PREISIG, H.R., & SCHAGERL, M. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa. Bd. 7., Spektrum, Heidelberg, 155 S.

KNAPPE, J., & HUTH, K. (2014): Rotalgen des Süßwassers in Deutschland und angrenzenden Gebieten. Bibliotheca Phycologica 118, J. Cramer, Stuttgart, 142 S.

ETTL, H. (1978): Xanthophyceae, 1. Teil. – In: Ettl, H., Gerloff, J., Heynig, H. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 3. Fischer, Stuttgart, 530 S.

FOTT, B. (1972): Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung Tetrasporales. – In: Huber-Pestalozzi, G., (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers. Die Binnengewässer Bd. XVI, 6. Teil. Schweizerbart, Stuttgart, 116 S.

- GUTOWSKI, A., & FOERSTER, J. (2009a): Benthische Algen (ohne Kieselalgen und Armleuchteralgen) - Feldführer. LANUV-Arbeitsblatt 2. LANUV NRW, Recklinghausen, 89 S., https://www.lanuv.nrw.de/fileadmin/lanuvpubl/4_arbeitsblaetter/40002.pdf (Abrufdatum 24.04.2024).
- GUTOWSKI, A., & FOERSTER, J. (2009b): Benthische Algen ohne Diatomeen und Characeen - Bestimmungshilfe. LANUV-Arbeitsblatt 9, LANUV NRW, Recklinghausen, 474 S., https://www.lanuv.nrw.de/fileadmin/lanuvpubl/4_arbeitsblaetter/40009.pdf.
- HUBER-PESTALOZZI, G. (1955): Euglenophyceen. – In: HUBER-PESTALOZZI, G. (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers. Die Binnengewässer Bd. XVI, 4. Teil. Schweizerbart, Stuttgart, 606 S.
- JOHN, D. M., WHITTON, B.A., & BROOK, A.J. (Hrsg. 2011): The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae 2nd Edition, Cambridge University Press, Cambridge, United Kingdom, 878 S.
- KOMÁREK, J., & ANAGNOSTIDES, K. (1998): Cyanoprokaryota I. Chroococcales. – In: Ettl, H., GÄRTNER, G., HEYNIG, H., & MOLLENHAUER, D. (Hrsg.) Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 19.1, Fischer, Jena, 800 S.
- KOMÁREK J. & ANAGNOSTIDES, K. (2005): Cyanoprokaryota. II. Oscillatoriales. – In: BÜDEL, B., GÄRTNER, G., KRIENITZ, L., SCHAGERL, M. (Hrsg.), Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 19.2, Elsevier Verlag, München, 759 S.
- KOMÁREK, J. (2013): Cyanoprokaryota. III. Heterocytous Genera. – In: BÜDEL, B., GÄRTNER, G., KRIENITZ, L., SCHAGERL, M. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 19.3, Springer, Berlin, 1130 S.
- KOMÁREK, J. & FOTT, B. (1983): Chlorophyceae (Grünalgen), Ordnung: Chlorococcales. – In: HUBER-PESTALOZZI, G. (Hrsg.): Das Phytoplankton des Süßwassers, Die Binnengewässer Bd. XVI, 7, Teil 1, Hälfte. Schweizerbart, Stuttgart, 1044 S.
- LENZENWEGER, R. (1996): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 1.- In: Bibliotheca Phycologica, Bd. 101, J. Cramer in der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 162 S.
- LENZENWEGER, R. (1996): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 2.- In: Bibliotheca Phycologica, Bd. 102, J. Cramer in der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 216 S.
- LENZENWEGER, R. (1999): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 3.- In: Bibliotheca Phycologica, Bd. 104, J. Cramer in der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 218 S.
- LENZENWEGER, R. (2003): Desmidiaceenflora von Österreich, Teil 4.- In: Bibliotheca Phycologica, Bd. 111, J. Cramer in der Gebrüder Borntraeger Verlagsbuchhandlung, Stuttgart, 87 S.
- PRINTZ, H. (1964): Die Chaetophorales der Binnengewässer, Hydrobiologia 24: 1–376.
- RIETH, A. (1980): Xanthophyceae, 2. Teil. – In: Ettl, H., GÄRTNER, G., & HEYNIG, H. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 4, Fischer, Jena, 147 S.
- RŮŽIČKA, J. (1977): Die Desmidiaceen Mitteleuropas, Bd. 1.1, Schweizerbart, Stuttgart, 292 S.
- RŮŽIČKA, J. (1981): Die Desmidiaceen Mitteleuropas, Bd. 1.2, Schweizerbart, Stuttgart, 444 S.
- SIMONS, J., LOCKHORST, G.M., & VAN BEEM, A. P. (1999): Benthische zoetwateralgen in Nederland. KNNV Uitgeverij, Utrecht, 280 S.

ŠKALOUD, P., RINDI, F., BOEDEKER, C., & LELIAERT, F. (2018): Chlorophyta – Ulvophyceae. In BÜDEL, B., GÄRTNER, G., KRIENITZ, L., & SCHAGERL, M. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd. 13, Springer Spektrum, 288 S..

STARMACH, K. (1985): Chrysophyceae und Haptophyceae. – In: Ettl, H., Gärtner, G., Heynig, H., & Mollenhauer, D. (Hrsg.): Süßwasserflora von Mitteleuropa Bd. 1, Fischer, Jena, 515 S.

WOŁOWSKI, K. & HINDÁK, F. (2005): Atlas of Euglenophytes, VEDA Publishing House of the Slovak Academy of Science, ISBN 8022408360, 9788022408363, 136 S.

VIS, M. L., & NECCHI Jr., O. (2021) Freshwater red algae, Phylogeny, Taxonomy and Biogeography, Springer Nature, Switzerland, 338 S.

9.2 Zuordnung der biozönotischen Typen

9.2.1 Zuordnungsempfehlungen der Diatomeen-, PoD- und Makrophyten-Typen zu den LAWA-Typen

In blauer Schrift sind karbonatisch geprägte sowie basenreich organisch geprägte Typen bzw. Typvarianten dargestellt, in roter Schrift die silikatisch geprägten sowie die basenarmen organisch geprägten Typen bzw. Typvarianten.

Ökoregion Alpen

LAWA-Typ	D-Typ	PoD-Typ	MaPh-Typ
1.1	D 1.1	PB kbr 01	MRK
1.2	D 1.2	PB kbr 01	MRK

Ökoregion Alpenvorland

LAWA-Typ	D-Typ	PoD-Typ	MaPh-Typ
2.1 & 2.2	D 2	PB kbr 02 ⁽²⁾	MRK (rhithral) ⁽²⁾ oder MP (potamal)
3.1 & 3.2	D 3	PB kbr 02 ⁽²⁾	MRK (rhithral) ⁽²⁾ oder MP (potamal)
4	D 4	PB kbr 02 ⁽²⁾	MRK ⁽²⁾
11	D 3	PB kbr 02 ⁽²⁾	MRK (rhithral) ⁽²⁾ oder MP (potamal)
12	D 3	PB kbr 02 ⁽²⁾	MRK (rhithral) ⁽²⁾
19	D 3	PB kbr 02 ⁽²⁾	MRK (rhithral) ⁽²⁾ oder MP (potamal)
21_S	D 1.2 oder D 3 ⁽³⁾	nicht bewertbar	keine eindeutige Zuordnung

² Auch wenn silikatische Einflüsse vorhanden sind bzw. eine Mischgeologie im EZG vorliegt, erfolgt die Bewertung nach den angegebenen Typen. Für das PoD wurden entsprechende Indikatoren einbezogen. Bei den Makrophyten sind keine silikatischen Arten im biozönotischen Typ MRK enthalten und bei Mischgeologie überwiegen Arten aus MRK deutlich.

³ Testweise kann für den 21_S eine Diatomeenbewertung als D 1.2 (Ausflüsse aus Alpenseen) oder als D 3 (Ausflüsse aus Voralpenseen) vorgenommen werden. Die Ergebnisse sind jedoch auf Eignung und Verwendbarkeit zu prüfen.

Ökoregion Mittelgebirge

LAWA-Typ	D-Typ	PoD-Typ	MaPh-Typ
5 in Granit- und Gneisregionen, lokal im kalkfreien Buntsandstein, aber nicht 5.1 (Feinmaterial) und nicht 5.2 (Vulkanite oder Schieferregion)	D 5	PB soba 01 ⁽⁴⁾	MRS
5.1, aber nicht 5.2 (Vulkanite oder Schieferregion)	D 5.1	PB soba 01 ⁽⁵⁾	MRS
5.2 (Vulkanit- und Schieferregion)	D 6	nicht bewertbar ⁽⁶⁾	MRS
6	D 8.1	PB kbr 06	MRK (rhithral) oder MP (potamal)
6_K	D 8.1 ⁽⁷⁾	PB kbr 07 ⁽⁶⁾	MRK (rhithral), MP (potamal)
7	D 9.1	PB kbr 03	MRK
9	D 7 ⁽⁸⁾	PB soba 02 ⁽⁹⁾	MRS ⁽⁹⁾
9.1 in Muschelkalk-, Jura-, Malm-, Lias-, Dogger- und andere Kalkregionen	D 9.2	PB kbr 04	MRK (rhithral) oder MP (potamal)
9.1 in Löss-, Keuper- und Kreideregionen = 9.1_K	D 8.2	PB kbr 07 ⁽¹⁰⁾	MRK (rhithral) oder MP (Mg) (potamal) ⁽¹⁰⁾
9.2 silikatisch	nicht bewertbar ⁽¹¹⁾	nicht bewertbar ⁽¹²⁾	MRS (rhithral) oder MP (potamal)
9.2 karbonatisch	D 10.1	PB kbr 04	MRK (rhithral) oder MP (potamal)
10 silikatisch	nicht bewertbar ⁽¹³⁾	nicht bewertbar ⁽¹²⁾	Mg ⁽¹⁴⁾
10 karbonatisch	D 10.2	PB kbr 05	Mg

⁴ Bei karbonatischer Überprägung durch Löß-, Lehmauflage PB kbr 06 prüfen.

⁵ Bei karbonatischer Überprägung durch Löß-, Lehmauflage PB kbr 06 prüfen.

⁶ Eventuell als PB soba 01 bewerten.

⁷ In grobmaterialreichen, karbonatarmen Bächen D 6 bzw. PB soba 02 prüfen.

⁸ Sollten die Ergebnisse als unplausibel empfunden werden, kann alternativ mit D 11.2 bewertet werden.

⁹ Bei karbonatischer Überprägung PB kbr 06 bzw. MRK prüfen.

¹⁰ In karbonatarmen Keuper und bei geringer Gesamthärte PB soba 02 bzw. MRS prüfen.

¹¹ Eventuell mit D 10.1 bewerten.

¹² Eventuell mit PB soba 02 bewerten.

¹³ Eventuell mit D 10.2 bewerten.

¹⁴ Eventuell mit MRS bewerten.

LAWA-Typ	D-Typ	PoD-Typ	MaPh-Typ
11, basenarm	D 5	PB soba 01	MRS (rhithral) oder MP (potamal)
11, basenreich	8.1 oder D 12.1 ⁽¹⁵⁾	nicht bewertbar	MRK (rhithral) oder MP (potamal)
12, basenarm	D 7 ⁽⁸⁾	PB soba 01	keine Empfehlung möglich
12, basenreich	D 8.2 oder D 12.2 ⁽¹⁵⁾	nicht bewertbar	MRK (rhithral) oder MP (potamal)
19, silikatisch	D 5.1	nicht bewertbar	MRS (rhithral) oder MP (potamal)
19, karbonatisch	D 8.1	PB kbr 04	MRK (rhithral) oder MP (potamal)

Ökoregion Norddeutsches Tiefland

LAWA-Typ	D-Typ	PoD-Typ4	MaPh-Typ
11, basenarm	D 11.1	PB soba 03	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
11, basenreich	D 12.1	PB kbr 08	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
12, basenarm und EZG < 1.000 km ²	D 11.2	PB soba 03	TNm
12, basenarm und EZG > 1.000 km ²	nicht bewertbar bzw. wahrscheinlich gibt es derartige Gewässer nicht		
12, basenreich und EZG < 1.000 km ²	D 12.2	PB kbr 08	TNm
12, basenreich und EZG > 1.000 km ²	D 13.1	PB kbr 08	TNg (selten TNm)
14, silikatisch	D 11.1	PB soba 03	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
14, karbonatisch	D 12.1	PB kbr 09	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
15, silikatisch	D 11.2	nicht bewertbar ⁽¹⁵⁾	TRm (rhithral) oder TNm (potamal)
15, karbonatisch, außerhalb der Löss- region	D 12.2	PB kbr 09	TRm (rhithral) oder TNm (potamal)
15, karbonatisch, nur in Lössregion	D 8.2	PB kbr 09	TRm (rhithral) oder TNm (potamal)
15 g, silikatisch	D 11.2	nicht bewertbar ⁽¹⁵⁾	TRg (rhithral) oder TNg (potamal)

¹⁵ Bewertungen grundsätzlich nach beiden Typen möglich - bei Einfluss von Huminstoffen (z. B. Lage unterhalb eines Moores) - wird Bewertung mit D 12.1 bzw. D 12.2 empfohlen.

LAWA-Typ	D-Typ	PoD-Typ4	MaPh-Typ
15 g, karbonatisch	D 13.1	PB kbr 12	TRg (rhithral) oder TNg (potamal)
16, silikatisch	D 11.1	PB soba 03	TRk (rhithral), selten TNk (potamal)
16, karbonatisch	D 12.1	PB kbr 10	TRk (rhithral), selten TNk (potamal)
17, silikatisch	D 11.2	nicht bewertbar ⁽¹⁶⁾	TRm/(TRg) (rhithral) oder TNm/(TNg) (potamal)
17, karbonatisch und EZG < 1.000 km ²	D 12.2	PB kbr 10	TRm (rhithral) oder TNm (potamal)
17, karbonatisch und EZG > 1.000 km ²	D 13.1	PB kbr 10 ⁽¹⁷⁾	TRg (rhithral) oder TNg (potamal)
18	D 8.1	PB kbr 11	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
19, silikatisch	D 11.2	nicht bewertbar	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
19, karbonatisch und EZG < 100 km ²	D 12.1	PB kbr 08 ⁽¹⁸⁾	TRk (rhithral) oder TNk (potamal)
19, karbonatisch und EZG > 100 km ²	D 12.2	PB kbr 08	TNm (potamal)
20	D 13.2	PB kbr 12	TNg
21_N karbonatisch und Lage außerhalb des Jungglazialgebietes	D 8.1 ⁽¹⁹⁾	nicht bewertbar	keine Empfehlung möglich
21_N karbonatisch und Lage im Jungglazialgebiet und EZG < 100 km ²	D 12.0 ⁽²⁰⁾	nicht bewertbar	keine Empfehlung möglich
21_N silikatisch	D 11.2	nicht bewertbar	keine Empfehlung möglich
22	nicht bewertbar	nicht bewertbar	nicht bewertbar
23	nicht bewertbar ⁽²¹⁾	nicht bewertbar	nicht bewertbar

¹⁶ PB soba 03 prüfen.

¹⁷ PB kbr 12 bei großen Gewässern prüfen.

¹⁸ PB kbr 12 prüfen.

¹⁹ Bewertung des LAWA-Typs 21_N ist grundsätzlich auch nach dem Diatomeentyp D 12.0 möglich, kann aber bei Vorgabe D 12.0 und Lage des Sees und Seeausflusses in Geologie Löß / Börde im Nährstoffmodul zu streng ausfallen

²⁰ Bewertung des D 12.0 erfolgt in Phylib-FG 7 identisch wie D 12.2, daher ist die Bewertung nach beiden Diatomeentypen (D 12.0 oder D 12.2) möglich; in der Ausgabedatei von Phylib-FG 7 erfolgt für den Diatomeentyp D 12.0 immer die Ausgabe Diatomeentyp = „D 12.2 [32]“

²¹ D 11.2 mit einigen expertenbasierten Referenzarten für ausgesüßte Marschengewässer prüfen (siehe HOFMANN 2012).

9.2.2 Übersicht von Alternativzuordnungen einiger problematischer Fließgewässertypen für Makrophyten

MaPh-Typen	Unterschied	Gründe für Typänderung
MRK <--> MRS	karbonatisch vs. silikatisch	Mischgeologie, D- und PoD-Typen
MRK/MRS <--> MP	rhithral vs. potamal	Talbodengefälle, pot. nat. Strömungstyp
TRK <--> TNk	rhithral vs. potamal	Talbodengefälle, pot. na . Strömungstyp
TRm <--> TNm	rhithral vs. potamal	Talbodengefälle, pot. nat. Strömungstyp
TRg <--> TNg	rhithral vs. potamal	Talbodengefälle, pot. nat. Strömungstyp
TRk <--> TRm <--> TRg	"Bach" vs. "Fluss" vs. "gr. Fluss/Strom"	EZG < 100 km ² ; < 1.000 km ² ; > 1.000 km
TNk <--> TNm <--> TNg	"Bach" vs. "Fluss" vs. "gr. Fluss/Strom"	EZG < 100 km ² ; < 1.000 km ² ; > 1.000 km