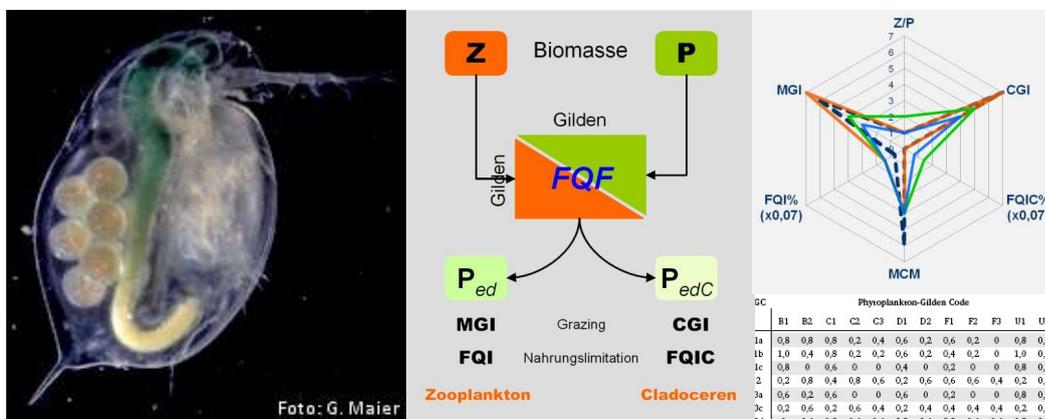


Das PhytoLoss-Verfahren

Berücksichtigung des Zooplanktons in der Seenbewertung
nach EU-WRRL durch die Ermittlung der Grazing-Effektstärke
und anderer Indizes



Methodische Grundlagen

PhytoLoss-Online Version 4.0

Stand: Mai 2023

Herausgeber: Dr. Rainer Deneke

Berlin 2023

AUTOREN:

Dr. Rainer Deneke
=>zooplankton.eu<
Mittelheide 38, 12555 Berlin
E-Mail: info@zooplankton.eu

apl. Prof. Dr. Gerhard Maier
Büro für Gewässerökologie
Brucknerstr. 23, 89250 Senden,
E-Mail: gmaier-senden@t-online.de

Dr. Ute Mischke
Bayerisches Landesamt für Umwelt, Referat 83: Ökologie der Flüsse und Seen
Demollstraße 31, 82407 Wielenbach
E-Mail: ute.mischke@lfu.bayern.de

PROGRAMMIERUNG

Ing. Robert Vogl
IRV-Software
Breitenfurterstraße 107-109/3/17
A-1120 Wien
E-Mail: irv@irv-software.at

PROJEKTLEITUNG

Dipl. Biol. Eberhard Hoehn
LBH - Limnologiebüro Hoehn Freiburg
Glümerstr. 2a, D-79102 Freiburg
E-Mail: lbh@gmx.de

FINANZIERUNG

Länderfinanzierungsprogramm „Wasser, Boden und Abfall“, Projektbegleitung: ExpertInnenkreis der Länderarbeitsgemeinschaft Wasser (LAWA), Obleute: Dipl.Biol. Gudrun Plambeck, Antje Köhler.
Projekt O 3.22 „Web-basierte Neuprogrammierung der biologischen Interpretationshilfe für Seen – PhytoLoss Version 3.0“

IMPRESSUM

verantw. i.S.d.P.r.
Dr. Rainer Deneke
Mittelheide 38
12555 Berlin

ZITIERVORSCHLAG

Deneke, R., G. Maier & U. Mischke, 2023. Das PHYTOLOSS-Verfahren. Berücksichtigung des Zooplanktons in der Seenbewertung nach EU-WRRL durch die Ermittlung der Grazing-Effektstärke und anderer Indizes. Methodische Grundlagen. Stand: Mai 2023. Im Auftrag der LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser, Expertenkreis Seen), Projekt O 3.22. Berlin, 56 S.

Inhaltsverzeichnis

| | |
|---|-----------|
| Abstract | 5 |
| Vorwort | 6 |
| 1 Einleitung (R. Deneke) | 7 |
| 2 Probenahme- und Analysevorschrift für das Metazooplankton im PhytoLoss-Verfahren (Rainer Deneke und Gerhard Maier) | 9 |
| 2.1 Probenahme | 9 |
| 2.1.1 Planung der Probenahme | 9 |
| 2.1.2 Auswahl der Probenstationen | 10 |
| 2.1.3 Probenahmeprotokoll..... | 10 |
| 2.1.4 Kennzeichnung der Probenflaschen | 10 |
| 2.1.5 Zeitraum und Häufigkeit der Probenahmen..... | 11 |
| 2.1.6 Probenahme im Tagesverlauf..... | 11 |
| 2.1.7 Festlegung der Probenahmetiefe für Gewässer > 10 m Tiefe..... | 11 |
| 2.1.8 Auswahl und Anwendung der Probenahmegeräte | 12 |
| 2.2 Fixierung und Konservierung der Proben | 13 |
| 2.2.1 Wartung der Probenahmegeräte | 14 |
| 2.3 Arbeitsablauf der Zooplankton-Analyse | 14 |
| 2.3.1 Anforderungen an die Qualifikation und Fortbildung..... | 15 |
| 2.3.2 Artdetermination | 15 |
| 2.3.3 Zählung und Abbruchkriterium..... | 17 |
| 2.3.4 Reproduktion | 17 |
| 2.3.5 Biomasse und Körpergrößen | 18 |
| 2.3.6 Standarddardierte Biomassefaktoren und -formeln..... | 19 |
| 3 Kodierung der Taxon-Daten mit der Bundestaxaliste (BTL) | 20 |
| 3.1 Kodierung von Taxon-Daten | 20 |
| 3.2 Über die Mindestbestimmungstiefe | 20 |
| 4 Methodische Grundlagen des PhytoLoss-Verfahrens | 22 |
| 4.1 Vorbemerkung | 22 |
| 4.2 Einführung in die Nutzung von Grazing-Indizes..... | 22 |
| 4.3 Definition und Kurzbeschreibung wichtiger Begriffe..... | 24 |
| 4.4 Zweck des PhytoLoss-Verfahrens..... | 27 |
| 4.5 Anwendungsbereich des PhytoLoss-Verfahrens..... | 28 |
| 4.6 Ermittlung der Grazing-Effektstärke des Zooplanktons..... | 28 |
| 4.6.1 Gildenspezifische Grazing-Indizes..... | 32 |
| 4.6.2 Grazing-Effektstärke und inverse Grazing-Effekte | 33 |
| 4.6.3 Biomasse-Parameter im PhytoLoss-Verfahren..... | 33 |
| 4.6.4 Mittlere Cladoceren-Masse, Fischprädatoren-Index, Raubcladoceren-Index | 34 |
| 4.7 Störungen durch Extremwerte..... | 34 |
| 4.8 Berechnung der Indizes..... | 35 |
| 4.8.1 Eingangsdaten..... | 35 |
| 4.8.2 Mathematische Ableitung der Indizes..... | 35 |
| 4.8.3 Saisonale Mittelwerte und Einzelwerte..... | 36 |

| | | |
|-----------|---|-----------|
| 4.8.4 | Skalierung der berechneten Indexwerte | 36 |
| 4.9 | Automatische Kommentarfunktion | 37 |
| 5 | Hinweise zur Verwendung der PhytoLoss-Indizes | 39 |
| 6 | Wie können die PhytoLoss-Indizes zur Interpretation von Nahrungsnetz- Interaktionen verwendet werden?..... | 41 |
| 6.1 | Beispiel: Gülper See – Typ 11.1 – Sommer 2005 (Abb. 2) | 43 |
| 7 | Literatur | 45 |
| 8 | Copyright..... | 49 |
| 9 | Anhang I Literaturrecherche und Definition von Nahrungsgilden (Gerhard Maier) 50 | |
| 9.1 | Einteilung des Zooplanktons in Nahrungsgilden..... | 50 |
| 9.2 | Einteilung des Phytoplanktons in Nahrungsgilden | 52 |
| 10 | Anhang II Ausgabeparameter von PhytoLoss-Online | 55 |

Abstract

Im Auftrag der LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser, Expertenkreis Seen, Projekt O 3.22) wurde das PHYTOLOSS-Verfahren (Version 3) in die Online-Version 4.0 überführt und auf der Website gewaesser-bewertung.de gemeinsam mit anderen aktuellen Bewertungsverfahren im Gewässermonitoring Deutschlands publiziert. Im PHYTOLOSS-Verfahren werden durch Verknüpfung von Zooplankton- und Phytoplankton-Daten aus dem Gewässermonitoring der Bundesländer mithilfe einer Futterqualitätsmatrix sowie der Größenstruktur der Cladoceren Metrics berechnet, die die Interaktionsstärke im Nahrungsnetz des Freiwasserbereichs von Standgewässern beschreiben. Durch PHYTOLOSS kann die relative Stärke der Bottom Up-Effekte durch Nahrungsmenge und -qualität des Phytoplanktons mit dem Einfluss von Fischen und invertebraten Räubern (Top-Down-Effekte) in Beziehung gesetzt werden. Ziel ist eine verbesserte Interpretation der Phytoplankton-Entwicklung im Rahmen der ökologischen Seebewertung gemäß EU-Wasserrahmenrichtlinie. Im Mittelpunkt steht der Futterqualitätsindex (FQI), der den Anteil des für die aktuelle Zooplankton-Gemeinschaft fressbaren Phytoplanktons angibt. Daraus werden Grazing-Indizes des Gesamt-Zooplanktons (MGI) und der beteiligten Großgruppen (Cladoceren, Copepoden, Rotatorien) abgeleitet (partielle MGIs, CGI, etc.), die den potentiellen Fraßdruck auf das Phytoplankton bezeichnen. Zusammenfassend wird eine klassifizierte Grazeffektstärke angegeben. Der Einfluss von Räubern im Nahrungsnetz wird durch verschiedene Cladoceren-Größenindizes abgebildet. Die Ergebnisse werden mit Radardiagrammen und einem Zooplankton-Steckbrief dargestellt. Einleitend werden zusammenfassende Empfehlungen zu den grundlegenden Methoden der Zooplankton-Probenahme und -Analyse gegeben.

Vorwort

Das PHYTOLOSS-Verfahren wird seit 2014 in vielen deutschen Bundesländern unterstützend zur Seebewertung gemäß EU-Wasserrahmenrichtlinie (EU-WRRL, 2000) angewendet. Es hat seitdem eine Wandlung von einem Zusatzmodul für das Seebewertungstool PHYTOSEE zur eigenständigen Software durchgemacht. Mit der Entwicklung von PHYTOLOSS-Online als Version 4 der Software hat sich PHYTOLOSS weiter im Umfeld der Tools zur Gewässerbewertung etabliert. Damit beginnt auch eine neue Phase, in der das Verfahren durch die Loslösung von proprietärer Office-Software und speziellen Datenbankkenntnissen einem weiteren Kreis der Anwender im Gewässerschutz zugänglich gemacht wird. Einzelheiten zur Verwendung von PHYTOLOSS-Online 4.0 werden in der Bedienungsanleitung von Deneke & Vogl (2023) gesondert beschrieben.

An der grundlegenden Methodik, wie sie in der Verfahrensanleitung von Deneke, Maier & Mischke (2015) beschrieben wurde, hat sich seitdem nichts Wesentliches verändert. Schon mit Version 3 wurde die Anzahl der Indizes zur Beschreibung des Einflusses der Top-Down Effekte durch Räuber im Nahrungsnetz anhand ihres Einflusses auf die Größenstruktur der Cladoceren um zwei weitere Metrics (CladoceraSizeIndex, Daphnia>1mm) erweitert. Außerdem besteht seitdem die Möglichkeit unter der Annahme, dass es durch zu lange Probenahmeprofile zu einer Unterschätzung der effektiv wirksamen Zooplankton-Biomasse kommen könnte, diese durch Berechnung eines Korrekturfaktors nachträglich zu rechnerisch "korrigieren" und im Vergleich mit den Originaldaten auf Plausibilität zu überprüfen.

Trotzdem muss PHYTOLOSS hinter den Möglichkeiten zurück bleiben, da das Zooplankton auch durch die Revision der EU-Wasserrahmenrichtlinie ab 2019 nicht als gleichberechtigte Bio-komponente anerkannt wurde. Dadurch fehlen Ressourcen, um zusätzliche Ansätze der Bioindikation mithilfe des Zooplanktons in Angriff nehmen zu können. Gar nicht zu reden von der Standardisierung und Qualitätssicherung der Zooplankton-Methodik, z.B. bei der Probenahme und der Biomasseberechnung. Deswegen beinhalten die vorliegenden "Methodischen Grundlagen zum PHYTOLOSS-Verfahren" auch mehr als nur die Beschreibung der Grazing-Indizes und ihrer Anwendung. Von den Autoren entwickelte Festlegungen der LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser) zur Zooplankton-Probenahme, die über die allgemeinen Angaben in der DIN EN 15110 hinaus gehen, die Verwendung von Taxalisten zur Kodierung der Zählergebnisse (Bundestaxaliste, Operationelle Taxaliste Metazooplankton (OTL-MZ)) sowie Empfehlungen zur Biomassebestimmung sind ein zusätzlicher Bestandteil dieser Arbeit.

Rückblickend hat die Entwicklung von PHYTOLOSS in den letzten Jahren durchaus zu einer gewissen Verbesserung der Methodik der Zooplankton-Analyse beigetragen. Die Erfassung der Zählergebnisse über Bundesländergrenzen hinaus wurde durch die Vorgaben in den Datenübergabeformate vereinheitlicht, die laufende Aktualisierung der Bundestaxaliste wird die OTL-MZ überflüssig machen und Vorschläge von Deneke & Maier (2019) für eine einheitliche Biomasseberechnung für das Metazooplankton liegen inzwischen vor.

Unser Dank geht an die Kollegen und Kolleginnen aus den verschiedenen Landesämtern der Bundesländer (LAWA-Seenexpertenkreis) für die freundliche und hilfreiche Projektbegleitung, Dipl. Biol. Eberhard Hoehn für die Projektleitung und die KollegInnen Dipl. Biol. Ursula Riedmüller und Dr. Thomas Schröder für zahlreiche hilfreiche Diskussionen.

Berlin, 31.05.2023

1 Einleitung (R. Deneke)

Das PHYTOLOSS-Verfahren hat das Ziel in der Seenbewertung nach EU-Wasserrahmenrichtlinie (EU-WRRL, 2000) eine Interpretationshilfe für die Phytoplankton-Daten und die Bewertungsergebnisse des obligaten PHYTOSEE-Index mithilfe von Zooplankton-Indizes bereitzustellen. Das Verfahren ist nach dem Vorschlag des Expertenkreises Seen der LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser) in Deutschland fakultativer und unterstützender Bestandteil des EU-WRRL-Verfahrens "PhytoSee".

Zooplankton-Indizes sind eine wertvolle Interpretationshilfe für das Verständnis der Nahrungsnetz-Interaktionen und Ökosystemprozesse im Gewässermonitoring, insbesondere wenn der "gute ökologische Zustand" nach dem PHYTOSEE-Index nicht erreicht wird. Gerade in eutrophen Seen können Gewässergüteprobleme durch Nahrungsnetzeffekte noch verstärkt werden, wenn

- der Anteil an nicht fressbarem Phytoplankton, wie z.B. Cyanobakterien, so hoch ist, dass das Zooplankton nur noch eine kleine Fraktion konsumieren kann, wodurch sich die Stoffflüsse im Nahrungsnetz deutlich reduzieren.
- sich durch übermäßigen Fraß von großem Zooplankton durch zu hohe Bestände an Weißfischen die Menge und das Größenspektrum des Zooplanktons so verändern, dass nur kleine Arten überleben, die einen deutlich geringeren Fraßdruck (Grazing) auf das Phytoplankton ausüben.

Für die Bioindikation von ungünstigen Nahrungsnetzstrukturen ist das Zooplankton wegen seiner Position im Nahrungsnetz zwischen Primärproduzenten und Top-Prädatoren besonders geeignet. Bekanntermaßen wurde aber das Zooplankton in der EU-Wasserrahmenrichtlinie (EU-WRRL, 2000) nicht als Biokomponente berücksichtigt. Das hatte weitreichende Folgen. Während für die ausgewählten Biokomponenten, wie das Phytoplankton, Methoden zur Bioindikation entwickelt wurden, um den ökologischen Zustand von Gewässern im Vergleich zu Referenzbedingungen zu bewerten (Mischke et al. 2008), blieben vergleichbare Möglichkeiten beim Zooplankton ungenutzt. Das betrifft auch die Qualitätssicherung in allen Bereichen, von der Probenahme über die Taxonomie bis zur Festlegung von verbindlichen Mindeststandards für die Analyseparameter.

Limnologen auf nationaler (Deneke, 2008) und internationaler Ebene (Jeppesen et al., 2011) fordern darum seit langem, das Zooplankton zur gleichberechtigten Biokomponente in der ökologischen Seenbewertung nach EU-WRRL zu machen. Jeppesen et al. (2011) empfehlen für eine ergänzende Bewertung der Seen mithilfe des Zooplanktons, basierend auf über 100 Seenstudien europaweit, eine Kombination von Kenngrößen, die die genannten Nahrungsnetz-Interaktionen (Grazing, Fisch-Prädation) mithilfe des Metazooplanktons erfassen. Dazu gehören...

- a. als Bottom-up-Effekte bezeichnete Reaktionen des Zooplanktons auf Veränderungen in der Nahrungsverfügbarkeit (Menge, Qualität) und der Produktivität/Trophie der Gewässer, wie z.B. die absolute Zooplankton-Biomasse und das Zooplankton-Phytoplankton-Biomasseverhältnis (Z/P), und
- b. Top-Down-Effekte, die den Raubdruck auf das Zooplankton durch invertierte bzw. verteilte Räuber betreffen, und gut durch die mittlere Größe des Zooplanktons, z.B. die mittlere Cladoceren-Masse (MCM; Jeppesen et al., 1997), abgebildet werden.

Mit der Entwicklung des PHYTOLOSS-Verfahrens ab 2009 wurden wichtige Schritte in diese Richtung unternommen.

Das PHYTOLOSS-Verfahren nutzt bereits publizierte und neu entwickelte Grazing-Indizes des Metazooplanktons, die zu einer klassifizierten Grazing-Effektstärke (GES) zusammengefasst werden. Der neue Ansatz zur Beurteilung des Einflusses des Zooplankton-Grazing besteht in der Berechnung des fressbaren Anteils des Phytoplanktons mithilfe einer Futterqualitätsmatrix. Daraus leiten sich dann sowohl die "relative Futterqualität" des Phytoplanktons für das Zooplankton ab, als auch verschiedene Grazing-Indizes. Im Ergebnis wird nicht nur eine zusätzliche Bezugsgröße für das Zooplankton-Grazing eingeführt, das fressbare Phytoplankton, sondern diese auch gesondert für spezifische Zooplankton-Gruppen (Gilden) berechnet, d.h. es gibt Grazing-Indizes für Cladoceren, Rotatorien, etc. Dadurch werden auch die Forderungen von Gannon & Stemberger (1978) und Jeppesen et al. (2011) erfüllt, für die Analyse der Systemzustände des planktischen Nahrungsnetzes nicht nur die Kleinkrebse und insbesondere die wichtige Gruppe der "Wasserflöhe" (Cladoceren), sondern das gesamte Metazooplankton - einschließlich der Rädertiere (Rotatoria) - zu nutzen. Zur Erfassung der Prädationsstärke wird die Größenstruktur des Zooplanktons durch verschiedene auf der Körpergröße und Biomasse der Cladoceren basierende Metrics erfasst.

Mit dem PHYTOLOSS-Verfahren und seinen Indizes können also die Nahrungsnetz-Interaktionen besser charakterisiert und besondere Systemzustände im planktischen Nahrungsnetz identifiziert werden. Das Ziel ist mithilfe von Monitoringdaten ein besseres Verständnis der Nahrungsnetzprozesse zu erreichen, die bessere Managemententscheidungen zur Erreichung des guten ökologischen Zustandes eines Gewässers ermöglichen.

Das PHYTOLOSS-Online-Verfahren basiert auf taxonomisch kodierten Zählergebnissen des Zooplanktons und Phytoplanktons je Probenstermin als Grundlage für die Berechnung verschiedener Indizes. Darüber hinaus können mit diesen Daten andere biologische Kenngrößen des Zooplanktons, wie Artzusammensetzung, Artenzahlen auf Basis der Mindestbestimmungstiefe, Dominanzverhältnisse zwischen den Zooplankton-Großgruppen, u.a., berechnet und als Ergebnisse in einer Exportdatei mit ausgegeben werden.

Mit dem jetzigen Stand des PHYTOLOSS-Verfahrens ist die Methodenentwicklung noch nicht abgeschlossen und die gildenspezifischen Grazing-Indizes müssen sich weiter in der Praxis bewähren und evtl. angepasst und modifiziert werden.

Die vorliegenden Methodischen Grundlagen des PHYTOLOSS-Verfahrens gliedern sich im Wesentlichen in zwei Teile: 1. Die Dokumentation der im Rahmen der Methodenentwicklung notwendigen Festlegungen und Empfehlungen zur Probenahme, Biomassebestimmung und Taxonbestimmung mit dem Hauptziel der Qualitätssicherung und der Festlegung von Mindeststandards und 2. die Vorstellung der eigentlichen Zooplankton-Indizes mit dem Schwerpunkt Grazing und Abschätzung des Prädationsdrucks auf das Zooplankton.

Die Entwicklung von PHYTOLOSS-Online wurde im Rahmen des LAWA-Projekts Projekt O 3.22 „Web-basierte Neuprogrammierung der biologischen Interpretationshilfe für Seen – PhytoLoss Version 3.0“ entwickelt und durch die Zusammenarbeit im Expertenkreis Seen der LAWA durch die Bundesländer fachlich begleitet. Diese Methodischen Grundlagen und die Bedienungsanleitung für PhytoLoss-Online dienen gleichzeitig als Abschlussbericht für das LAWA-Projekt O 3.22.

2 Probenahme- und Analysevorschrift für das Metazooplankton im PhytoLoss-Verfahren (Rainer Deneke und Gerhard Maier)

Die Methoden der Zooplankton-Analyse wurden bisher noch nicht zur Qualitätssicherung standardisiert. Als Beitrag dazu werden in diesem Kapitel der PHYTOLOSS-Verfahrensgrundlagen in Abstimmung mit dem Expertenkreis Seen der LAWA Festlegungen für die Probenahme getroffen sowie Empfehlungen für die qualitative und quantitative Erfassung des Metazooplanktons gegeben. Wesentliche methodische Grundlagen der Erfassung des Zooplanktons finden sich in der DIN EN 15110 (2006), in v. Tümping & Friedrich (1999, vergriffen), sowie ergänzend auch im Leistungsverzeichnis für Limnologen – der LVLim der DGL (2012).

Ein wichtiges Ziel der Qualitätssicherung ist es, die Vergleichbarkeit der Daten zwischen den Bundesländern zu verbessern. Für das PHYTOLOSS-Verfahren ist es daher notwendig, für einzelne Analyseschritte konkrete Mindestanforderungen zu definieren.

2.1 Probenahme

Die Probenahme des Metazooplanktons erfolgt in der limnologischen Praxis sehr unterschiedlich (s. Stich et al., 2010; v. Tümping & Friedrich, 1999). Für das PHYTOLOSS-Verfahren wird die folgende Probenahmemethode empfohlen, die in den folgenden Kapiteln erläutert wird:

- Die Probenahme erfolgt am gleichen Tag und am gleichen Ort wie die Phytoplankton-Probenahme, als Minimum (!) 3 mal monatlich im Zeitraum Juli–September
- Probenahmeprotokoll und Probenkennzeichnung sollen eindeutig und umfassend sein
- Es wird für jedes Gewässer einmalig die Profiltiefe und Probenahmemethode festgelegt
- Der Gewässertyp bestimmt die Auswahl des Probenahmegeräts: a) Vertikalschöpfer für Seen mit einer Tiefe bis zu 10 m mit Probenahmeabständen von maximal 1 m und b) Netze mit Aufsatzkegel für Seen mit einer maximalen Tiefe ab 10 m bis maximal 40 m. In oligotrophen Seen sind 2 Netzzüge notwendig, in eutrophen Seen wird die Mischprobe aus 2 separat beprobten Stufen des Tiefenprofils gebildet
- Es werden mindestens 30 Liter Probenvolumen über eine Netzgaze mit einer Maschenweite von 55 µm zu einer vertikalen Mischprobe vereinigt
- Zur Fixierung wird eine Zucker-Formol-Lösung (Endkonz. 4%) verwendet. Für genetische Analysen wird eine zusätzliche qualitative Netzprobe mit Ethanol-Fixierung (95 %) empfohlen
- Zur Funktionserhaltung sowie zur Vermeidung von Kontaminationen durch fremde Arten ist eine gründliche Reinigung der Probenahmegeräte erforderlich

2.1.1 Planung der Probenahme

Zur Vorbereitung der Probenahme sind die erforderlichen Genehmigungen einzuholen, das betrifft ggf. auch die Benutzung spezieller Zugangswege zum Gewässer. Das verantwortliche Probenahmepersonal muss benannt und bezüglich der relevanten Sicherheitsbestimmungen sowie der fachgerechten Benutzung der Geräte und Durchführung der Methodenanweisungen regelmäßig geschult werden. Diese Schulungen sind zu dokumentieren.

Werden mehrere Gewässer bzw. Messstellen am gleichen Tag beprobt, ist auf eine gründliche Reinigung der Entnahmegерäte zwischen den einzelnen Probenahmen besonders zu achten, um eine Kontamination der Proben durch Verschleppung von Arten zu vermeiden, dass gilt insbesondere für Planktonnetze und Auslaufschöpfer (s. Kapitel *Wartung der Probenahmegeräte*). Sehr unterschiedliche Gewässertypen werden möglichst nicht am selben Tag beprobt (z.B. oligo- und eutrophe Seen oder saure und neutrale Seen). Falls das aber unvermeidlich ist, werden zur Sicherheit vor Kontaminationen für die unterschiedlichen Gewässertypen am besten separate Probenahmegeräte benutzt oder zumindest bei der Planung der Reihenfolge der Beprobungen immer die arten- und individuenarmen, oligotrophen Seen vor den arten- und individuenreichen, meso-/eutrophen Seen beprobt.

2.1.2 Auswahl der Probenstationen

Die Auswahl der Probenstationen/Messstellen richtet sich generell nach dem Vorgehen beim Phytoplankton, da eine parallele Probenahme (gleicher Ort, gleiche Zeit) für die Interpretation der Ergebnisse erforderlich ist. Das bedeutet in den meisten Fällen mindestens eine Beprobung an der tiefsten Stelle (Z_{\max}), sowie in begründeten Fällen zusätzliche Probenstationen, z.B. in größeren Seen mit mehreren Seebecken. An den zusätzlichen Probenstationen ist eine parallele Entnahme von Phytoplanktonproben unbedingt erforderlich. Die Ergebnisse einer Stegprobenahme sind beim Zooplankton nicht auf die Verhältnisse im Freiwasser übertragbar.

2.1.3 Probenahmeprotokoll

Neben den allgemeinen Angaben zur Probenahme (z.B. Wetter, etc.) werden auch speziell für das Zooplankton relevante Angaben festgehalten. Dazu gehören die Uhrzeit der Probenahme, mögliche Abweichungen vom üblichen methodischen Vorgehen, sowie insbesondere die Angaben, die zur Berechnung des Probenvolumens notwendig sind (s. Kapitel *Kennzeichnung der Probenflaschen*). Bei der Verwendung von Schöpfnern werden zusätzlich das Modell, das Volumen, die Anzahl der Schöpfproben sowie die Schöpftiefen angegeben. Bei Netzproben müssen ebenfalls das Modell (die Netzgeometrie) und falls Schichtproben genommen werden, die einzelnen Netzzugintervalle genannt werden (Musterprotokoll siehe DIN EN 15110, Anhang B).

2.1.4 Kennzeichnung der Probenflaschen

Die Probenflaschen sind vor der Probenahme so zu beschriften, dass eine Verwechslung ausgeschlossen werden kann und die Kennzeichnung nicht abwaschbar ist (kein Filzstift!). Folgende Angaben sind obligatorisch für das Etikett und werden gleichzeitig an die BearbeiterIn als digitale Tabelle übergeben, sowie im Probenahmeprotokoll vermerkt:

- Eindeutige Probennummer
- Datum
- Gewässername und Gewässernummer
- Messstellenname und Messstellennummer
- Entnahmegерät und Maschenweite
- Probenahmetiefe und Probenvolumen
bzw. Angaben, anhand derer das Probenvolumen berechnet werden kann (z.B. Gesamt-Netzzuglänge; Durchmesser der Netzöffnung), s.a. Probenahmeprotokoll
- Fixierungsmethode

Es wird davon abgeraten zur Kennzeichnung kryptische Nummern- oder Zahlencodes zu verwenden, da im Langzeitmonitoring der Verlust einer Schlüsselliste keine Seltenheit ist und ohne eine nachvollziehbare Kennzeichnung ggf. eine nachträgliche Zuordnung der Proben nicht mehr möglich ist. So lässt sich z.B. der Gewässername sinnvoll abkürzen oder es werden eindeutige, genormte Gewässernummern verwendet.

Es wird empfohlen, für die fixierten Zooplankton-Rohproben bruchssichere PE-Weithalsflaschen mit einem Volumen von ca. 250 ml zu verwenden.

2.1.5 Zeitraum und Häufigkeit der Probenahmen

In Anlehnung an das Phytoplankton (Nixdorf et al., 2008) werden mindestens 6 Probenahmen im Zeitraum April bis Oktober durchgeführt, wobei monatliche Probenahmeabstände möglichst nicht überschritten werden. Als Minimalvariante für die Untersuchung eines Gewässers nach dem PHYTOLOSS-Verfahren müssen die drei Sommermonate Juli bis September erfasst werden, da für die Auswertung das Sommermittel verwendet wird. Im Langzeitmonitoring zur Erfassung von Klima- und Trophieänderungen ist die ganzjährige, monatliche Probenahme unter Einbeziehung der Wintermonate erforderlich, mindestens aber der Zeitraum März bis November.

2.1.6 Probenahme im Tagesverlauf

Im Rahmen eines längerfristigen Programms werden für eine bessere Vergleichbarkeit der Ergebnisse die einzelnen Gewässer immer ungefähr zur gleichen Tageszeit beprobt. Dadurch können Ergebnisverzerrungen durch die tagesperiodische Vertikalwanderung des Zooplanktons ausgeschlossen werden. Die Probenahme erfolgt immer zeitgleich oder direkt im Anschluss an die Phytoplankton-Probenahme.

2.1.7 Festlegung der Probenahmetiefe für Gewässer > 10 m Tiefe

Es wird für jedes Gewässer ein konstantes Zooplankton-Probenahmeprofil mit maximaler Entnahmetiefe langfristig festgelegt und beprobt, denn wegen der tagesperiodischen Vertikalwanderung des Zooplanktons lässt sich seine genaue Aufenthaltstiefe nicht vorher-sagen. Im Unterschied zum Phytoplankton gibt es bisher kein Verfahren, um vor Ort durch *in situ*- Messung das Probenahmeprofil der aktuellen Vertikalverteilung des Zooplanktons anzupassen. Von einer von Termin zu Termin variierenden Probenahmetiefe wird deshalb ausdrücklich abgeraten.

Besonders für das Langzeitmonitoring ist die konstante Länge des Entnahmeprofils essen-tiell, um z.B. eventuelle Trophieänderungen sicher erfassen zu können. Die Festlegung der maximalen Länge des Probenahmeprofils und ggf. einzelner Tiefenintervalle erfolgt unter Berücksichtigung der Seebeckenform. Die maximale Entnahmetiefe endet 1 m über Grund bzw. bei 40 m Seetiefe. Das maximale Probenahmeprofil umfasst folglich 0 m bis 40 m und entspricht ungefähr der maximalen vertikalen Wanderungsamplitude des Zooplanktons (Wetzel, 1983).

Beim Vergleich verschiedener Gewässer werden die Zooplankton-Abundanzen, unabhängig von der realen (unbekannten) Verteilung des Zooplanktons in der Wassersäule, durch die unterschiedlichen (willkürlich gewählten) Längen der Probenahmeprofils, d.h. durch die unterschiedlichen Volumina, beeinflusst. Falls der Verdacht besteht, dass die beprobte Wassertiefe von der realen Zooplankton-Verteilung stark abweicht, kann nachträglich eine rechnerische Korrektur mithilfe der seeflächenbezogenen Abundanz (in Ind. pro m²)

vorgenommen werden. Ist das Probenahmeprofil "zu lang" und es wird eine Unterschätzung der mittleren Zooplankton-Abundanz vermutet, kann auf ein beliebig gewähltes, kürzeres Probenahmeprofil umgerechnet werden, da ja davon ausgegangen wird, dass 100 % des Zooplanktons beprobt wurde. Diese Option der Biomassekorrektur ist in PHYTOLOSS enthalten und kann vor Beginn der Berechnung ausgewählt werden (s. Bedienungsanleitung). Wird das Probenahmeprofil allerdings als "zu kurz" angesehen, ist eine nachträgliche Korrektur der Ergebnisse nicht mehr möglich.

2.1.8 Auswahl und Anwendung der Probenahmegeräte

Bei der Auswahl der Probenahmegeräte spielt in erster Linie der Gewässertyp und erst in zweiter Linie die Begrenzung des Zeitaufwands die entscheidende Rolle.

Die Probenahme wird von einem geeigneten Boot aus, an der tiefsten Stelle durchgeführt. Es wird eine gute Verankerung des Bootes an mindestens zwei Stellen empfohlen, um ein Abdriften und damit eine Verzerrung des Entnahmeprofils zu vermeiden.

Für jedes Gewässer wird eine der hier vorgestellten Methoden der Zooplankton-Probenahme ausgewählt. Ein Methodenwechsel erfolgt nur im Fall einer deutlichen Trophieänderung, da bisher keine allgemein verwendbaren Korrekturfaktoren nach Wechsel der Probenahmetechnik vorliegen.

Für die Zooplankton-Probenahme werden insbesondere zwei unterschiedliche Gerätetypen empfohlen:

I. Vertikalschöpfer

Bauart: Transparent (Plexiglas) mit im geöffneten Zustand vertikal stehenden Verschlussdeckeln („Ausstechschöpfer“) mit einem Volumen von 5 Liter (ggf. auch 2 Liter), z.B. Modell/Prinzip UWITEC, LIMNOS. Sogenannte Summenschöpfer sind ausdrücklich nicht für das Zooplankton geeignet; von Pumpfängen wird abgeraten.

Einsatzgebiet: Polymiktische und geschichtete Seen bis zu einer maximalen Tiefe von 10 m.

Anwendung: Es wird immer die gesamte Wassersäule bis ca. 1 m über Grund beprobt. Dabei werden die vertikalen Probenahmeintervalle und/oder die Anzahl der Schöpfungen pro Tiefenstufe so gewählt, dass ein gesamtes Probenvolumen von 30 Liter nicht unterschritten wird. Bei einem 10 m tiefen See mit einem 5 L-Schöpfer würden dazu z.B. 1 m-Abstände ausreichen, während bei einem sehr flachen See 0,5 m-Abstände notwendig wären. Mit einem 2 L-Schöpfer sind entsprechend andere Kombinationen zu wählen. Vertikale Probenahmeabstände von mehr als 1 m werden nicht empfohlen. In begründeten Ausnahmefällen (z.B. in polytrophen Seen mit extrem hoher Zooplankton-Dichte) kann das minimale Probenvolumen von 30 Litern unterschritten werden, da der Arbeitsaufwand für die Probenteilung im Labor sonst zu hoch wird.

Die einzelnen Schöpfproben werden an Bord durch Filtration über eine 55 µm-Netzgaze zu einer integrierten Mischprobe vereinigt. Dazu eignet sich z.B. die Kombination aus einem (dem Schöpfervolumen angepassten) Plastikgefäß (Tonne) und einem eingehängten kleinen Netzbecher oder Planktonnetz. Ein Trockenfallen der Mischprobe zwischen den einzelnen Teilprobenahmen ist unbedingt zu vermeiden.

In extrem flachen Seen (bis ca. 2 m Tiefe) ist – alternativ zu Vertikalschöpfern – auch der Einsatz von transparenten Plankton-Röhren (Volumen >2 Liter) möglich. Beim Einsatz von Plankton-Röhren ist eine ausreichende Einstechgeschwindigkeit (0,5-1 m/s) und ein mini-

maler Röhrendurchmesser (mindestens 5 cm) zu beachten, da die Gefahr besteht, dass fluchtfähige Zooplankton-Taxa, insbesondere große Copepoden, nicht quantitativ erfasst werden. Beim Ausstechen ist die Aufwirbelung des Sediments unbedingt zu vermeiden, weil sonst die spätere Probenanalyse sehr erschwert wird.

II. Planktonnetze

Bauart: Netze aus Nylon mit Aufsatzkegel (und ggf. mit Schließmechanismus; siehe unten), Öffnungsweite: ≥ 10 cm, Maschenweite: 55 μm , Netzbeutelänge: ≥ 1 m, Zuggeschwindigkeit: 0,5 – 1,0 m/s (siehe Schwoerbel, 1994; Mc Queen & Yan, 1993).

Einsatzgebiet: Mono- und dimiktische Seen mit einer maximalen Tiefe > 10 m.

Anwendung: In oligotrophen Seen werden, wegen der geringen Zooplankton-Abundanzen, mindestens 2 Vertikalzüge empfohlen. In eutrophen Seen wird das Zooplankton dagegen, wg. der Verstopfungsgefahr der Netze, möglichst in mehreren aneinandergrenzenden Stufen entnommen und anschließend an Bord zu einer integrierten Mischprobe vereinigt. Die Auswahl der Tiefenstufen kann in Anlehnung an das Phytoplankton (Nixdorf et al., 2008) erfolgen, d.h. die 1. Stufe reicht von der untersten Tiefe des Probenahmeprofils bis zur Untergrenze des Epilimnions (Z_{epi}), die 2. Stufe von Z_{epi} bis zur Seeoberfläche. In begründeten Fällen (z.B. in Seen mit einem ausgedehnten Epilimnion oder in tiefen, stark eutrophierten Seen) können auch mehr als 2 Stufen, insbesondere in den oberen, phytoplanktonreichen Schichten sinnvoll sein (Stich et al., 2010).

Generell ist auch die Beprobung von Rotatorien und Crustaceen mit separaten Netzen (Rotatorien-Netz: 25–55 μm ; Crustaceen-Netz: ca. 100 μm Maschenweite) möglich. Dabei muss aber darauf geachtet werden, dass Copepoden-Nauplien in den Rotatorien-Proben gezählt werden, da Nauplien mit z.B. 100 μm Maschenweite nicht quantitativ erfasst werden.

2.2 Fixierung und Konservierung der Proben

Die Zooplankton-Proben werden an Bord unverzüglich mit einer Zucker-Formol Lösung fixiert (Endkonzentration ca. 4 % Formaldehyd und 40 g/l Zucker). Dazu kann eine entsprechend höher konzentrierte Ausgangslösung (z.B. 8 %) verwendet werden. Falls notwendig, z.B. auf Grund eines zu großen Probenvolumens, muss im Labor (unterm Abzug!) nachfixiert werden.

Die Betäubung des Zooplanktons mit CO_2 (Medium-Mineralwasser) kann nicht generell empfohlen werden, da sich damit nur für einzelne Taxa des Zooplanktons ein positiver Effekt erzielen lässt, andere dagegen schlechter fixiert werden.

Eine langfristige Konservierung von Metazooplankton-Rückstellproben ist, im Gegensatz zu den meist lugolfixierten Proben des Phytoplanktons, ebenfalls mit 4%-iger Zucker-Formol-Lösung leicht und wartungsarm möglich. Dazu eignen sich schon gasdicht-verschlossene, kleinvolumige Gefäße (z.B. 20 ml Vials), wodurch das Metazooplankton ideal für den Aufbau eines Archivs für das langfristige biologische Klimamonitoring geeignet ist.

Die Option im Rahmen des Langzeitmonitorings auch später noch genetische Analysen durchführen zu können, erfordert die Fixierung der Metazooplankton-Proben mit Ethanol. Black & Dodson (2003) empfehlen dafür 95 %-iges Ethanol und eine anschließende Aufbewahrung der Proben in 70 % Ethanol. Bei Verwendung der Ethanol-Fixierung müssen aber die folgenden Aspekte berücksichtigt werden:

- Die benötigte Menge an mitzuführender Fixierlösung zur Erreichung der Endkonzentration ist relativ groß, da selbst die eingeengten Probenvolumina der quantitativen Zooplankton-Fänge vergleichsweise groß sind. Daraus ergeben sich hohe Kosten für das Ethanol, denn, um spätere genetische Analysen zu ermöglichen, darf kein vergällter Alkohol verwendet werden. Eine Kompromisslösung könnte die zusätzliche Entnahme einer qualitativen Netzprobe sein, die vor der Ethanol-Fixierung auf ein Volumen <20 ml eingeengt wird.
- Ethanol-fixierte Proben erfordern mehr Wartungsaufwand bei der Lagerung, wg. der Verdampfungsgefahr des Ethanols.
- Eine Bestimmung der Tiere anhand ihrer Morphologie ist teilweise erschwert, weil die Gewebe nicht dieselbe Festigkeit, wie bei einer Formolfixierung, aufweisen.

Ein großer, unbestreitbarer Vorteil der Ethanol-Fixierung ist der erhöhte Arbeitsschutz durch die wesentlich geringere Humantoxizität im Vergleich zum Formol.

2.2.1 Wartung der Probenahmegeräte

Die Probenahmegeräte müssen im Labor regelmäßig auf ihre einwandfreie Funktion geprüft werden, d.h. Schöpfer z.B. auf die Dichtigkeit des Schließmechanismus, Netze auf die Unversehrtheit der Netzgaze. Die Wartung und Säuberung der Probenahmegeräte ist aber nicht nur zur Funktions- und Werterhaltung erforderlich, sondern dient auch zur Verhinderung der Kontamination der Proben mit fremden Arten.

Während der Probenahme ist eine gründliche Spülung der Netze erforderlich, das gilt insbesondere für Netzzüge nach jeder Entnahme – auch bei Schichtproben. Dabei kann durch mehrmaliges Auf- und Abbewegen des Netzes an der Gewässeroberfläche schon eine Vorspülung vorgenommen werden, die nachfolgend durch kurze Spülung mit Leitungswasser, insbesondere im unteren Teil des Netzes in der Nähe des Netzbechers, ergänzt wird. Nach der Beendigung der Probenahme an einem Gewässer ist eine besonders gründliche Spülung durchzuführen. Am Ende eines Probenahmetages sind die Geräte im Labor vor dem Trocknen gründlich mit demineralisiertem Wasser zu spülen. Der beste Schutz vor der Verschleppung von Organismen in die nachfolgende Probe ist – soweit organisatorisch möglich – die zwischenzeitliche völlige Austrocknung des Netzes.

Falls Auslaufschöpfer (z.B. Marke UWITEC) benutzt werden, ist auf eine gründliche Reinigung des Auslaufsiebtes zu achten.

2.3 Arbeitsablauf der Zooplankton-Analyse

Im PHYTOLOSS-Verfahren werden als Ausgangsparameter für die Berechnung der Indizes die Abundanz und die beiden Biomasseparameter Biovolumen und Trockenmasse des Metazooplanktons verwendet. Die Rohdaten werden durch lichtmikroskopische Verfahren gewonnen, gemäß der für das PHYTOLOSS-Verfahren in den Datenübergabeformaten festgelegten Vorgaben.

Die folgenden Abschnitte enthalten Empfehlungen zu den einzelnen Arbeitsschritten der Zooplankton-Analyse.

Kurz zusammengefasst, besteht der Arbeitsablauf der Zooplankton-Analyse im PHYTOLOSS-Verfahren aus den folgenden Schritten:

- Die **Artdetermination** erfolgt gemäß der in der Bundestaxaliste (BTL) ab ca.2023/24 pro Taxon festgelegten Referenzbestimmungsliteratur. Sie kann bis dahin auch in der Operationellen Taxaliste Metazooplankton (OTL-MZ) nachgelesen werden. Die OTL-MZ ist in den Begleitdaten zu PHYTOLOSS-Online enthalten oder kann als PDF-Datei unter <https://www.phytoloss.de/> heruntergeladen werden.
- Die überarbeitete **Bundestaxaliste** ist in Zukunft die Referenz zur eindeutigen, taxonomisch strukturierten Kodierung der Analyseergebnisse. Alternativ kann weiterhin die OTL-MZ benutzt werden.
- Die **Abundanzen** des Zooplanktons werden in Zählkategorien erfasst, die die Verwendung von standardisierten Biomassefaktoren (n. Deneke & Maier, 2019) erlauben. Das **Abbruchkriterium** liegt bei mindestens 400 gezählten Individuen.
- Die **Biomasseberechnung** erfolgt auf der Basis der Abundanzen und der mit den Zählkategorien verknüpften **Größeninformation** und spezifischen **Biomassefaktoren**. Größenvariable Taxa oder Entwicklungsstadien (Daphnien, *Diaphanosoma*, Copepoden-Copepodide) werden immer in Größenklassen mit einer Schrittweite von max. 300 µm Breite gezählt oder alternativ eine bestimmte Anzahl von Individuen vermessen.
- Die Analyseergebnisse werden zum Import und Berechnung der PHYTOLOSS-Indizes gemäß den Vorgaben in den **Datenübergabeformaten** Version 2.0 (Datei im Excel-Format) an den Auftraggeber ausgehändigt. Die Pflichtfelder müssen vollständig ausgefüllt werden. Darüber hinaus sollten zur Dokumentation und zur weiteren Verwendung auch möglichst alle erhobenen Parameter eingetragen werden (Größen, Stadien).

2.3.1 Anforderungen an die Qualifikation und Fortbildung

Die Analyse der Zooplankton-Proben erfolgt durch qualifiziertes Fachpersonal. Die Qualifikation kann durch Referenzen auf bereits erfolgreich durchgeführte Projekte und Publikationen und/oder durch die Teilnahme an Aus- und Fortbildungsmaßnahmen nachgewiesen werden (s. dazu LVLim, 2012).

2.3.2 Artdetermination

Vorangiger Gegenstand der Analyse ist das Metazooplankton, d.h. die Rotatoria (auch: Rotifera, Rädertiere) sowie die verschiedenen Gruppen der Crustacea (Krebse), insbesondere die Cladocera (Blattfußkrebse) und die Copepoda (Ruderfußkrebse), Letztere mit den Gruppen Calanoida und Cyclopoida.

Andere oft als "**Sonstige**" erfasste Taxa, wie z.B. die planktischen Protozoa (z.B. Ciliaten) werden mit der hier beschriebenen Methode der Probenahme und Fixierung nicht quantitativ erfasst. Abundanzen dieser Gruppen können als zusätzliche Information berücksichtigt werden. Normalerweise wird die taxonomische Auflösung, wenn keine speziellen taxonomischen Kenntnisse der BearbeiterIn vorliegen, deutlich geringer als beim Metazooplankton gewählt. In der Kategorie "Sonstige" sind folgende Gruppen von besonderer Bedeutung: a) große invertierte Räuber (Chaoborus, Wassermilben), b) die Dreikantmuschel *Dreissena polymorpha* sowie ggf. die neuerdings nachgewiesene Quaggamuschel *Dreissena bugensis* und c) Mysidaceen, als Neozoen oder im Brackwasser auftretend.

Die Bestimmung des Zooplanktons erfolgt bei ca. 50–400facher Vergrößerung am Lichtmikroskop. Dazu wird die als Referenz in der BTL definierte, aktuelle Bestimmungsliteratur verwendet (s. Kapitel 3).

Die Bestimmungstiefe für die einzelnen Arten des Zooplanktons richtet sich nach der in der Operationellen Taxaliste Metazooplankton.(OTL-MZ) ausgewiesenen **Mindestbestimmungstiefe (MBT)**. Diese stellt jedoch nur einen Mindeststandard dar und kann – entsprechende Qualifikation der Bearbeiter und Dokumentation bei kritischen Taxa vorausgesetzt – jederzeit überschritten werden. In der OTL-MZ wird auch dem Problem Rechnung getragen, dass bestimmte Taxa mit vertretbarem Aufwand oder generell nicht eindeutig taxonomisch eingeordnet werden können. Beispiele für solche Fälle sind durch die Formfixierung stark verformte weichhäutige Rotatorien, Juvenilstadien von Crustaceen ohne speziellen Bestimmungsschlüssel oder die phänotypische Plastizität und Hybridbildung innerhalb der Gattungen *Daphnia* und *Bosmina*. Diese Bestimmungsprobleme beruhen einerseits auf begrenzten Ressourcen an Zeit und Gerät im Rahmen von Routineuntersuchungen und andererseits auf wissenschaftlichen Erkenntnisdefiziten. Während im ersten Fall in Abhängigkeit von den Anforderungen im Leistungsverzeichnis und der Qualifikation der BearbeiterIn zufriedenstellende Ergebnisse theoretisch möglich sind, bleibt das im zweiten Fall einer Weiterentwicklung der Wissenschaft auf diesem Gebiet vorbehalten. Die Mindestbestimmungstiefe ist daran angepasst, dass für die Analyse normalerweise keine Lebendproben verfügbar sind.

Für die Artenliste und zur Erreichung der Mindestbestimmungstiefe müssen in wenigen Einzelfällen auch **Präparationen** an einer kleinen Stichprobe von Individuen der kritischen Taxa durchgeführt werden. Das betrifft die Gattungen *Asplanchna* (außer *A. priodonta*), *Ceriodaphnia* und *Diaphanosoma* und in Zweifelsfällen das P5 der Cyclopoida und Calanoida. Die Auszählung kann aus pragmatischen Gründen, z.B. ein häufiges Taxon mit schwierigen Bestimmungsmerkmalen, bei einer geringeren taxonomischen Auflösung erfolgen (z.B. Gattungsniveau). Die Aufteilung der Abundanzen auf die Taxa der Mindestbestimmungstiefe erfolgt dann anschließend mithilfe der relativen Anteile an der präparierten Stichprobe. So ist z.B. eine Unterscheidung der Rotatoria-Arten *Asplanchna girodi* und *A. brightwellii* anhand der Morphologie der großen Kauer leicht möglich. Bei der Auszählung können sie temporär zum Sammeltaxon *A. girodi* / *brightwellii* zusammen gefasst werden, um nach Abschluss der Präparation die Abundanzen auf die Einzelarten umzurechnen.

Dieses Verfahren kann aber auf ***Daphnia*-Hybride** nicht angewandt werden, denn hier treten z.T. Morphen auf, die in der aktuellen Bestimmungsliteratur nicht beschrieben werden, wie z.B. intermediäre Morphen zwischen *Daphnia galeata* und *D. longispina*. Klare Grenzen zwischen den Hybrid-Formen und den typischen Vertretern sind auch durch eine Präparation nicht sicher zu erkennen und auch nicht allgemein wissenschaftlich anerkannt. Letzteres trifft auf die Taxa *Daphnia x krausi*, *D. x tecta* und *D. x obscura* in Flößner (2000) zu. Deshalb wäre ggf. für kritische Fälle, insbesondere im *Daphnia galeata/hyalina/longispina*-Komplex, eine Dokumentation durch Fotos wünschenswert.

Rotatorien machen oft mehr als die Hälfte aller Arten des Metazooplanktons aus und werden soweit möglich auf Artniveau erfasst. Ausnahmen stellen einige durch die Fixierung stark deformierte Taxa (z.B. *Synchaeta*, *Collotheca*), sowie einige schwer zu bestimmende Taxa (z.B. *Polyarthra vulgaris*, *P. dolichoptera*, *P. longiremis*, *P. luminosa*) dar, die deshalb meistens nur auf Gattungsniveau erfasst werden können. Innerhalb der Gattung *Synchaeta* ist eine Bestimmung der großen Taxa (*S. pectinata*, *S. grandis*) auf Artniveau und der kleinen Taxa (*S. tremula*, *S. oblonga*, *S. lakowitziana*, etc.) als Gattung sinnvoll.

Für **Cladoceren** und **Copepoden** erfassen die Bestimmungsschlüssel generell nur die Adult-Stadien. Bei den Cladoceren ist aber trotzdem meistens eine Zuordnung der Juvenilen zum jeweiligen Taxon möglich. Eine Ausnahme sind in etlichen Fällen allerdings die Daphnien. Im Zweifelsfall wird empfohlen, die nicht bestimmbaren Juvenilen dem aspektbestimmenden Adult-Taxon zuzuordnen. Bei den Copepoden sind die Adulten immer auf Artniveau zu bestimmen, da überwiegend sichere Bestimmungsmerkmale vorliegen. Juvenile Copepoden (Nauplien und Copepodide) sind mindestens nach Calanoiden und Cyclopoiden zu trennen. Im Hinblick auf die Biomassenberechnung wird vorgeschlagen innerhalb der cyclopoiden Copepoden eine Trennung zwischen den Copepodiden der großen Arten (*Cyclops* spp., *Megacyclops* spp.) und der kleinen bis mittelgroßen Arten (*Thermocyclops* spp., *Mesocyclops* sp., *Diacyclops* spp., *Acanthocyclops* spp.) vorzunehmen. Eine exakte Zuordnung der Copepodide zur jeweiligen Art ist nach speziellem Training in den meisten Fällen möglich und für die Zukunft anzustreben. Sollen Dominanzen auf Artbasis berechnet werden, wäre das sogar eine Voraussetzung.

2.3.3 Zählung und Abbruchkriterium

Die Zählung der Rotatorien erfolgt bei ca. 100facher Vergrößerung und die Zählung der Crustaceen bei ca. 50facher am Durchlichtmikroskop.

Es werden mindestens 400 Zooplankton-Individuen in der Gesamtprobe (inkl. Copepoden-Nauplien) und davon mindestens 100 Individuen der Crustaceen (ohne Copepoden-Nauplien) ausgezählt (**Abbruchkriterium**). Alternativ können auch mindestens 100 Individuen der aspektbestimmenden, dominanten Rotatorien und mindestens 100 Individuen der dominanten Crustaceen (ohne Copepoden-Nauplien) ausgezählt werden.

Es empfiehlt sich mindestens 2 Parallelkammern auszuwerten.

Die **Abundanzen** des Zooplanktons werden in Zählkategorien erfasst, die die Verwendung von standardisierten Biomassefaktoren (n. Deneke & Maier, 2019) erlauben. Größenklassen sollen eine maximale Klassenbreite von 300 µm nicht überschreiten. Bei der Erfassung der Copepoden-Copepodide empfiehlt es sich wg. der Größenunterschiede 3 Untergruppen zu bilden, z.B. entsprechend der oben beschriebenen Gruppierung (Calanoide – große Cyclopoide – kleine Cyclopoide). Alternativ können Copepoden-Copepodide auch nach Stadien getrennt erfasst werden.

Zusätzlich wird stets die **Gesamtprobe** auf das Vorkommen großer, seltener Taxa, wie insbesondere *Leptodora*, *Bythotrephes*, *Chaoborus*, *Eurytemora*) überprüft. Die Abundanz wird in der Maßeinheit "Individuen pro Liter (Ind/l)" angegeben, wobei mindestens 4 Nachkommastellen zur Vermeidung späterer Rundungsfehler berücksichtigt werden.

2.3.4 Reproduktion

Zur Charakterisierung der Nahrungssituation können bei entsprechender Zielsetzung Reproduktionsparameter, z.B. die Gelegegröße als Teil der Fekundität und die Eiabundanz spezifisch für einzelne Arten erfasst werden. Im Hinblick auf die saisonale Entwicklung des Phytoplanktons ist besonders die Reproduktion der herbivoren Crustaceen (Cladoceren, calanoide Copepoden) von Bedeutung. Es wird empfohlen als Ergänzung zur Berechnung der Futterqualitätsindizes mit PHYTOLOSS-Online mindestens die Reproduktionsparameter der dominanten *Daphnia*-Art zu erfassen und dafür mindestens 20 intakte Gelege auszuwerten.

2.3.5 Biomasse und Körpergrößen

Die Biomasse wird durch Multiplikation der Abundanzen mit den standardisierten, spezifischen, fixen Biomassefaktoren nach Deneke & Maier (2019) berechnet.

Zooplankton-Gruppen, die eine hohe **Größenvariabilität** aufweisen und wesentlich zur Gesamtbiomasse beitragen, werden in Größenklassen von 100, 200 oder 300 µm Breite bzw. bei den Copepoden alternativ als Entwicklungsstadien mit jeweils spezifischem Biomassefaktor gezählt. Durch eine Differenzierung in Größenklassen mit einer Schrittweite von maximal 300 µm liefert die Berechnung der Gesamtbiomasse des Zooplanktons qualitativ gute Resultate. Auf dieser Basis ist auch zusätzlich die Erstellung eines Größenspektrums der Zooplankton-Biomasse einfach möglich. Die alternative Methode der Bestimmung von Biomassefaktoren durch probentägliche Vermessung einer repräsentativen Anzahl von Zooplankton-Individuen wird wg. des deutlich höheren Aufwands nicht empfohlen.

Größenklassen als Zählkategorien werden insbesondere bei den Crustaceen verwendet. Weiterhin dienen Juvenil- und Adultstadien bzw. Geschlechter mit jeweils eigenen Standardbiomassefaktoren zur Größendifferenzierung. Für das PHYTOLOSS-Verfahren wird zusätzlich zur taxonomischen Einordnung die folgende Einteilung für die Biomasseberechnung mit Standardfaktoren empfohlen:

a) Größenklassen von maximal 300 µm Klassenbreite

- große Cladoceren (*Daphnia*, *Diaphanosoma*)
- Juvenil-Stadien (Nauplien, Copepodide) der calanoiden und cyclopoiden Copepoden mit zwei Gruppen für cyclopoide Copepodide: „großen Arten“ (*Cyclops*, *Megacyclops*) und „kleine bis mittelgroße Arten“ (*Thermocyclops*, *Mesocyclops*, *Diacyclops*, *Acanthocyclops*).

b) Unterscheidung von Juvenil- und Adultstadien

- kleine Cladoceren (*Bosmina*, *Ceriodaphnia*, etc.)

c) Geschlechter

- Adulti der Arten der Cyclopoida und Calanoida

Bei den Copepoden besteht alternativ die Möglichkeit die einzelnen Copepodid-Stadien für jede Art getrennt zu erfassen anstatt in Größenklassen.

Folgende Besonderheiten bestehen für bestimmte Arten auf Grund ihrer Größe (räuberische Cladoceren) bzw. ihrer extremen Formänderung durch Cyclomorphose (*Daphnia cucullata*):

Für *Leptodora kindtii* werden zur Vereinfachung nach Maier et al. (2012) 3 Größenklassen (2-4, 4-8, 8-1 mm) vorgeschlagen und für *Bythotrephes longimanus* die Unterscheidung von 3 Entwicklungsstadien nach der Anzahl der Analdornen. **Raubcladoceren** werden nur in die Zooplankton-Biomasse mit eingerechnet, wenn sie bei der Probenahme mehr oder weniger repräsentativ erfasst werden. Dass ist wg. ihrer hohen Motilität z.B. nicht der Fall, wenn Röhren mit kleinem Durchmesser zur Probenahme verwendet werden. Die saisonal stark durch Helmbildung (Cyclomorphose) variierende individuelle Körperlänge von ***Daphnia cucullata***-Individuen wird nach der Formel von Lampert & Taylor (1985) kompensiert, indem als Eingangslänge für die Biomasseformel (Länge-Trockenmasse-Regression) der "obere Rand des Komplexauges bis zur Spinabasis" verwendet wird. Für den Größenindex

"Daphnia>1mm" in PHYTOLOSS kann auch wg. nicht nachvollziehbarer, unterschiedlicher Messmethoden bei dieser Art generell eine Körperlänge kleiner als 1 mm angenommen werden.

Die **Eibiomassen** des Zooplanktons werden im Rahmen von Routineuntersuchungen nicht gesondert erfasst und im PHYTOLOSS-Verfahren nicht zur Biomasse des Metazooplanktons hinzuaddiert. Im Zusammenhang mit Untersuchungen zur Reproduktion kann es aber sinnvoll sein, da bei Rotatorien die Eimasse bis zu ca. 90 % der Körpermasse betragen kann (Pauli, 1989, Walz et al. 1995).

Tiere aus der **Gruppe der "Sonstigen"** werden nur als Abundanzen erfasst und nicht zur Biomasse des Metazooplanktons gerechnet, da sie größtenteils im Monitoring nicht quantitativ erfasst werden.

2.3.6 Standardisierte Biomassefaktoren und -formeln

Für das PHYTOLOSS-Verfahren werden die Abundanzen und beide Biomasseparameter, Biovolumen (in mm^3/l) und Trockenmasse (in mg/l), benötigt (s.a. Kapitel 4.6.3). Bei der Berechnung der Biomasse mittels Biomassefaktoren werden unterschiedliche Verfahren, getrennt für Rotatorien und Crustaceen, angewendet. Bei den Rotatorien wird die Biomasse traditionell über geometrische Formeln (Ruttner-Kolisko, 1977) als **Biovolumen** berechnet. Bei den Crustaceen werden in der wissenschaftlichen Literatur in der großen Mehrzahl Längen-**Trockenmasse**-Regression (z.B. Dumont et al., 1975; Bottrell et al., 1976; McCauley, 1984; Padisak & Adrian, 1999) zur Ermittlung der Biomasse verwendet. Die Datengrundlage für eine direkte Berechnung der Crustaceen-Biomasse als Biovolumen ist sehr dünn bzw. wurden partiell nur entsprechende Formeln ohne Angabe von Umrechnungsfaktoren aus Längen-Trockenmasse-Regressionen umgerechnet. Deshalb sind zur Vereinheitlichung der Biomasseparameter - entweder auf Grundlage des Biovolumens oder der Trockenmasse - jeweils explizit anzugebene Umrechnungsfaktoren erforderlich.

Standardisierte Biomasseformeln, individuelle Biomassefaktoren und Umrechnungsfaktoren werden von Deneke & Maier (2019) zur Biomasseberechnung bereitgestellt, sind aber nicht direkter Bestandteil dieser Verfahrensanleitung. Die Verwendung standardisierter Biomassefaktoren wird zur besseren Vergleichbarkeit der Ergebnisse im Rahmen des PHYTOLOSS-Verfahrens dringend empfohlen.

3 Kodierung der Taxon-Daten mit der Bundestaxaliste (BTL)

3.1 Kodierung von Taxon-Daten

Die Kodierung von Taxon-Daten ist ein notwendiger Schritt zur standardisierten Erfassung der Ergebnisse der Zooplankton-Analyse. Im Mittelpunkt steht dabei die Kodierung der Zooplankton-Taxa nach den Regeln der modernen Taxonomie als Vorbereitung für den Import in PHYTOLOSS-Online.

In PHYTOLOSS-Online steht ab Version 4.0 die Bundestaxaliste (BTL, früher DV-Liste) im Zentrum. Zum Erhalt der Abwärtskompatibilität können bis auf Weiteres alternativ auch Daten kodiert nach der Operationellen Taxaliste Metazooplankton (OTL-MZ) importiert werden. In Zukunft wird es allerdings keine Unterschiede in der Taxonomie der beiden Taxalisten mehr geben, da seit 2022 die Bundestaxaliste umfangreich aktualisiert wird. Als taxonomische Referenz gelten dann im Bereich des Metazooplanktons die international gültigen Listen ('List of Available Names', Segers, 2007, Jersabek et al., 2012; Jersabek & Leitner, 2013; Kotov et al., 2013) zur taxonomischen Nomenklatur der [FADA](#) (Freshwater Animal Diversity Assessment) und die taxonomische Online-Datenbank "World Register of Marine Species ([WoRMS](#))", die auch der OTL-MZ zu Grunde liegen. Es entfallen damit - nach einer Übergangsphase - die ursprünglichen Voraussetzungen für die Einführung der OTL-MZ. Altdaten, die noch mit der bayrischen DV-Liste von 2011 kodiert wurden, können nur noch mit der Desktop-Version verarbeitet werden. In der erneuerten Bundestaxaliste werden auch erweiterte Angaben zur Systematik des Zooplanktons, sowie eine Auflistung der verbindlichen Referenzbestimmungsliteratur je Taxon enthalten sein. Für die Berücksichtigung der empfohlenen Mindestbestimmungstiefe (MBT) bei der Analyse von Zooplankton-Proben und zur Ermittlung der Gildenzugehörigkeit einzelner Taxa wurde die aktuelle OTL-MZ den Begleitdaten von PHYTOLOSS-Online hinzugefügt. Sie steht aber auch weiterhin unter www.phytoloss.de zum Herunterladen zur Verfügung. Der Aufbau und die Struktur der OTL-MZ werden in der ausführlichen Verfahrensvorschrift zum PHYTOLOSS-Verfahren von Deneke et al., 2015) detailliert erläutert. Da die OTL-MZ in Zukunft weiterhin programmintern zur Anwendung kommt und die Mindestbestimmungstiefe auf absehbare Zeit wohl nicht in die Bundestaxaliste implementiert wird, wird im Folgenden auf die Mindestbestimmungstiefe als Mittel zur Qualitätssicherung eingegangen.

3.2 Über die Mindestbestimmungstiefe

Die Empfehlungen zur Mindestbestimmungstiefe für Routineuntersuchungen in der OTL-MZ wurden auf der Basis von praktischer und taxonomischer Erfahrung in der Zooplankton-Analyse erarbeitet. Die Gruppe der "Sonstigen"-Taxa wurde dabei nicht berücksichtigt.

Die Mindestbestimmungstiefe (MBT) ist ein Kompromiss aus der taxonomischen Bestimmbarkeit und dem im Rahmen von Routineuntersuchungen zur Gewässerüberwachung möglichen (reduzierten) Untersuchungsaufwand pro Probe. Da die Artenvielfalt des Metazooplanktons deutlich weniger als 10 % der Anzahl an Phytoplankton-Taxa umfasst, kommt dem einzelnen Taxon eine größere Bedeutung zu, will man die Möglichkeiten einer Bioindikation nicht von vorneherein ausschließen. Daraus ergeben sich Qualitätsanforderungen an die Zooplankton-Analyse, die Expertentum voraussetzen, das üblicherweise durch ein Studium und/oder entsprechende praktische Erfahrung erworben und nachgewiesen werden muss. Eine wichtige Voraussetzung zur Erreichung der Mindestbestimmbarkeit ist schon die Probenahme. Nur bei ausreichendem Probenvolumen und fachgerechter Fixierung

kann sichergestellt werden, dass ausreichend Tiere mit gut erhaltenen Bestimmungsmerkmalen vorhanden sind. Weiterhin umfasst der methodische Mindestaufwand die Verfügbarkeit der Referenzbestimmungsliteratur und eine angemessene optische Ausstattung, d.h. ein professionelles Durchlichtmikroskop mit Objektiven mindestens bis zu 40facher Vergrößerung (400fache Gesamtvergrößerung) und der Möglichkeit der photographischen Dokumentation. Darüberhinaus müssen Referenzexemplare, besonders bei kritischen Taxa für evtl. spätere Nachprüfungen, aufgehoben werden. Generell sollte in wichtigen Fällen, d.h. beim Auftreten von Neozoen oder starken Veränderung in der Artenzusammensetzung in einem langjährig untersuchten Gewässer, immer eine kompetente Zweitbestimmung erfolgen, um eine qualitativ gut abgesicherte Artenliste zu pflegen. In wenigen Ausnahmefällen kann für die Erreichung der Mindestbestimmungstiefe eine einfache Präparation notwendig werden. Dazu gehören die P5-Thorakopoden einiger Copepoden, die Kauer von *Asplanchna* (außer *A. priodonta*) und die Abdomen von *Ceriodphnia*. Da es im Monitoring nicht um die Populationsdynamik einzelner Taxa im engeren Sinne geht, reichen meistens für die Absicherung der Artenliste auch eine relativ geringe Anzahl von präparierten Individuen, z.B. ca. 10 Tiere, aus, die entweder gezielt auf ihre Einordnung hin überprüft oder nach dem Zufallsprinzip ausgewählt werden.

In Fällen, wo zur sicheren Bestimmung lebende Tiere erforderlich sind (z.B. weichhäutige Rotatorien) oder die typischerweise nicht in den zum Untersuchungsprogramm gehörenden Habitaten auftreten, wird teilweise nur die Gattung oder eine höhere Kategorie als Mindestbestimmungstiefe verlangt. Dazu gehören üblicherweise viele litorale oder benthische Arten. Bei den Crustaceen sind allerdings gerade diese meistens sogar noch nach Formolfixierung gut bestimmbar. Außerdem können besonders in hocheutrophen Flachseen etliche Vertreter dieser Gruppe z.T. gehäuft auftreten und sind geradezu ein typisches Kennzeichen dieser Zönosen. Das gilt z.B. für Fischteiche aller Größen und natürlich Kleingewässer. Hier wird dann dringend eine genaue Artbestimmung trotz geringer Mindestbestimmungstiefe empfohlen. Um eine möglichst hohe Abdeckung an Taxa zu erreichen, wurden auch solche in die OTL-MZ aufgenommen, die nach unserer Meinung nicht die notwendige und von Spezialisten zu erwartende Bestimmungstiefe aufweisen, dabei handelt es sich überwiegend um Gattungen. Sie sind durch das Merkmal "Mindestbestimmungstiefe nicht erreicht" im Feld <MBT-Kommentar> gekennzeichnet. In Fällen, wo z.B. die schlechte Fixierung der Proben keine sichere Bestimmung auf Artniveau mehr erlaubt, kann auf diese Taxa zur Kodierung zurückgegriffen werden.

Die Definition einer Mindestbestimmungstiefe erzeugt eine einheitliche, reproduzierbare Basis, um auch die Artenzahlen, die von verschiedenen BearbeiterInnen ermittelt wurden, verlässlicher vergleichen zu können. Das ist eine wichtige Voraussetzung, um zukünftig auch den Artenreichtum bzw. die Biodiversität des Zooplanktons in die Interpretation einbeziehen zu können.

4 Methodische Grundlagen des PhytoLoss-Verfahrens

4.1 Vorbemerkung

In diesem Kapitel werden verschiedene Grazing-Indizes beschrieben und ihre Anwendung anhand von Beispielen erläutert. Die Berechnung der Indizes in PHYTOLOSS-Online erfolgt nach dem Hochladen der Importdateien auf den Server der Website gewaesser-bewertung-berechnung.de (s. dazu die Bedienungsanleitung Deneke & Vogl, 2023).

4.2 Einführung in die Nutzung von Grazing-Indizes

Das Metazooplankton ist wegen seiner Mittelstellung im planktischen Nahrungsnetz zwischen den Fischen und dem Phytoplankton, ein essentieller Bestandteil im biologischen Gewässermonitoring (s. Deneke, 2008). Als Hauptkonsument der Phytoplankton-Biomasse ist es durch das sogenannte Grazing eng an die kurz- und langfristige Entwicklung wichtiger Ökosystemprozesse gekoppelt (Lampert & Sommer, 1999), wie z.B. die Entstehung von Klarwasserstadien (Lampert et al., 1986) oder die bewertungsrelevante Trophie eines Gewässers (s. TGL 27885/01, 1982). Deshalb ist das Metazooplankton, obwohl kein Pflichtbestandteil des ökologischen Gewässermonitorings nach EU-Wasserrahmenrichtlinie (EU-WRRL, 2000), weiterhin in den Gewässerüberwachungsprogrammen der deutschen Bundesländer enthalten.

Nach der Entwicklung des PHYTOSEE-Index (Mischke et al., 2008, Mischke et al., 2014) zur Umsetzung der Europäischen Wasserrahmenrichtlinie wurden über 1000 Seen mithilfe des Phytoplanktons bewertet. In den Fällen, wo der geforderte "gute ökologische Zustand" nicht erreicht wurde oder es zu ausgesprochen starken Schwankungen zwischen den Jahren kam, ist die ausschließliche Betrachtung der Nährstoffbelastung nicht hinreichend. Nahrungsnetzeffekte, insbesondere die Phytoplankton–Zooplankton–Interaktion, können in diesen Fällen eine entscheidende Rolle spielen.

Degradierete Nahrungsnetze mit nur geringem Grazing-Effekt auf das Phytoplankton, ausgelöst durch die Dominanz kleiner, wenig effektiver Filtrierer, sind oft die Folge der überstarken Dominanz planktivorer Fische (Brooks & Dodson, 1965), also einer zu starken Top-Down-Kontrolle im planktischen Nahrungsnetz durch gröÙenselektive Räuber. Solche Nahrungsnetzeffekte können nach dokumentierten Einzelstudien auch auf die Bewertung mit dem PHYTOSEE-Index einen erheblichen Einfluss nehmen. Unter hocheutrophen Bedingungen kann andererseits ein starker, aber nicht offensichtlicher sogenannter inverser Grazing-Effekt die unerwünschte Dominanz nicht-fressbarer Cyanobakterien stabilisieren oder sogar verstärken, indem selektiv deren fressbare Konkurrenten im Phytoplankton dezimiert werden (Lampert, 1987; Benndorf, 1995; Böing et al., 1998). In beiden Fällen spielt die Beurteilung des Faktors Grazing eine wichtige Rolle bei der Interpretation von Phytoplankton-Daten und ggf. der Ableitung von Handlungsempfehlungen zur Erreichung des "guten ökologischen Zustands". Als Handlungsoption kommen deshalb, neben der Verringerung der Nährstoffeinträge, auch Möglichkeiten der Nahrungskettensteuerung durch eine veränderte Fischbewirtschaftung in Frage (Benndorf, 1994). Bisher konnte der PHYTOSEE-Index solche mehr über das Nahrungsnetz (Top-Down) regulierten Zustände des Phytoplanktons nicht von solchen unterscheiden, in denen eine (weitere) Nährstoffverminderung (Bottom-Up) die größte Wirkung erzielen könnte. Um die Interaktion des PHYTOSEE-Index mit dem Faktor Zooplankton-Grazing zukünftig zu erfassen, wurden im Auftrag der LAWA mehrere Grazing-Indizes entwickelt auf der Basis von Monitoringdaten

mit monatlicher Zooplankton-Probenahme parallel zum Phytoplankton. Denn während die Stärke des Raubdrucks durch Fische auf das Zooplankton nach der gängigen Theorie (Size-Efficiency-Hypothese, Hall et al., 1976) mithilfe von Größenindizes beschrieben werden kann, stehen für den Fraßdruck auf das Phytoplankton (Grazing), außer dem Ansatz von Jeppesen et al. (1997), kaum Methoden auf der Grundlage von Monitoringdaten zur Verfügung.

Im Bereich der Trinkwassertalsperren wurde von Große (2009) ein Größenindex, der CSI (Cladocera-Size-Index), als Maß für die Intensität der Biofiltration im Gewässer eingeführt. Der CSI kennzeichnet den Anteil effektiver Filtrierer (Cladoceren >1 mm Körperlänge) und dient als Zielgröße sowie zur Ableitung von Handlungsempfehlungen für die Nahrungsnetzsteuerung über eine angepasste Fischbewirtschaftung in Talsperren (Willmitzer et al., 2010). Für Talsperren im oligo- bis mesotrophen Bereich konnte Große (2009) mithilfe des CSI eine deutliche Zunahme der Sichttiefe durch eine Steigerung der Biofiltration nachweisen. Dagegen gibt es im eu- bis hypertrophen Problembereich für die Erreichung der Qualitätsziele nach EU-WRRL (2000) weder für Trinkwassertalsperren noch für natürliche Standgewässer einen statistisch abgesicherten Zusammenhang für den Einfluss der Biofiltration (Grazing) auf die Gewässergüteparameter Sichttiefe und Chlorophyll a-Konzentration.

Besonders unter hocheutrophen Bedingungen bewirkt eine erhöhte Biofiltration in erster Linie eine Veränderung in der Zusammensetzung des Phytoplanktons mit einem höheren Anteil großer, fraßresistenter Taxa, vorwiegend Cyanobakterien, was einer Verschlechterung der Futterqualität für das filtrierende Zooplankton entspricht (Benndorf, 1995). Während sich bei Trinkwassertalsperren aus rein technischer Sicht dadurch sogar die "Abfiltrierbarkeit" des unerwünschten Phytoplanktons verbessert, spielt dieser Aspekt bei den natürlichen Gewässern keine Rolle. Im Gegenteil, er zeigt, dass ein Größenindex, wie der CSI, zwar zur Beschreibung des Fraßdrucks durch Fische taugt, aber die *indirekten* Effekte des intensiven Grazing (bzw. der Biofiltration), die zu einer geringeren Futterqualität führen, nicht abbilden kann. Es fehlten bisher für das Zooplankton-Grazing die geeigneten Parameter.

Das hier beschriebene PHYTOLOSS-Verfahren ist eine wesentliche Erweiterung des methodischen Ansatzes von Jeppesen et al. (1997), der auf dem Biomasseverhältnis des Zoo- und Phytoplanktons (Z/P-Verhältnis) beruht, aber nicht die stark variierende Futterqualität berücksichtigt. Mithilfe der Zusammensetzung des Zoo- und Phytoplanktons lassen sich durch eine Zooplankton-Phytoplankton-Interaktionsmatrix die Futterqualität für jeden Probentermin berechnen und verschiedene Grazing-Indizes ableiten. Im Ergebnis wird die bisherige Abschätzung des Grazing-Effekts auf das gesamte Phytoplankton ergänzt durch Grazing-Indizes, die nur auf den fressbaren Anteil an der Phytoplankton-Biomasse Bezug nehmen. In der Konsequenz ergibt sich in der Bewertung eine hohe Grazing-Effektstärke auch dann, wenn nur in Teilbereichen des Nahrungsnetzes, z.B. zwischen Cladoceren und Cryptophyceen, ein hoher Fraßdruck angenommen werden muss. Auch wenn sich dieser Grazing-Effekt (noch) nicht auf das gesamte Phytoplankton bezieht, zeigt er deutlich das ansonsten nicht ersichtliche Potential des Faktors Grazing für die Struktur des Nahrungsnetzes auf. Im Vergleich mit einem Größenindex, wie dem MCM (mittlere Cladoceren-Masse), können daraus evtl. Handlungsempfehlungen zur besseren Fischbewirtschaftung abgeleitet werden, die das vorhandene Grazing-Potential besser nutzen helfen.

Die Berechnung von Grazing-Indizes wird durch die Standardisierung der Datenerfassung mithilfe von vorgegebenen Importvorlagen (s. Bedienungsanleitung) für die Zooplankton-Ergebnisse wesentlich erleichtert.

4.3 Definition und Kurzbeschreibung wichtiger Begriffe

Metazooplankton (Z)

Das Metazooplankton umfasst das mehrzellige Zooplankton, genauer die Gruppe der Rotatoria (oder Rotifera, entspricht den Rädertieren) und die Gruppe der Kleinkrebse (Crustacea), bestehend aus den zwei Untergruppen der Copepoda (Ruderfußkrebse), den Calanoida und den Cyclopoida, sowie den Cladocera (Blattfußkrebse). Demgegenüber stehen die Protozoa (Einzeller), die nicht Gegenstand dieses Verfahrens sind. Streng litorale oder benthische Taxa, auch wenn sie zu den Krebsen (z.B. Harpacticoida) oder Rädertieren gehören, werden durch dieses Verfahren nicht erfasst. In dieser Verfahrensbeschreibung wird oft der traditionelle Ausdruck "Zooplankton" verwendet, womit regelmäßig das Metazooplankton im obigen Sinne gemeint ist. Die Biomasse des Metazooplanktons kann als Trockenmasse (in mg/l) oder als Biovolumen (in mm³/l) bzw. Frischmasse (mg/l) erfasst werden. Das PHYTOLOSS-Verfahren verwendet das Biovolumen als einheitliche Biomasse-Plattform (Ausnahme: MCM).

Cladoceren (C)

Die Cladocera (Blattfußkrebse) gehören zu den Kleinkrebsen und ihre Vertreter im Plankton sind bis auf wenige räuberische Arten effektive Filtrierer mit einem hohen, größtenteils parthenogenetischen Vermehrungspotential. Bekannt und besonders wichtig sind die Daphnien ("Wasserflöhe"), die durch intensives Grazing, z.B. im Frühsommer, ein Klarwasserstadium auslösen können. Cladoceren, und insbesondere Daphnien, sind sehr empfindlich gegenüber gröÙenselektivem Raubdruck durch Fische. Sie sind nur in geringem Maße fluchtfähig und besitzen wenige Abwehrmechanismen, weshalb die Größenstruktur einer Population die Intensität des Raubdrucks durch Fische gut widerspiegelt. Mit "Cladoceren" sind hier stets die herbivoren Cladoceren gemeint, also ohne die großen, räuberischen Arten ("Raubcladoceren") *Leptodora kindtii* und *Bythotrephes longimanus*.

Grazing

(dt. "grasen") Grazing beschreibt den Prozess der ausschließlich pflanzlichen Nahrungsaufnahme, d.h. auf das Zooplankton bezogen, die Ingestion von Phytoplankton.

Z/P-Verhältnis (Z/P)

Der Quotient aus der Biomasse des Zooplanktons und der Biomasse des Phytoplanktons wird Z/P-Verhältnis genannt und beschreibt den Umsatz von Phytoplankton- in Zooplankton-Biomasse. In einer einfachen Abschätzung lässt sich durch Annahme einer spezifischen Ingestionsrate (z.B. 100 % der Zooplankton-Biomasse pro Tag) und Multiplikation mit der Zooplankton-Biomasse Z die potentiell vom Zooplankton ingestierte Phytoplankton-Biomasse P_{ing} berechnen. Dadurch wird aus dem Z/P-Verhältnis ein P_{ing}/P -Verhältnis, das analog zur Community Grazingrate als Maß für die potentielle Grazing-Intensität des Zooplanktons auf das Phytoplankton verwendet werden kann (Jeppesen et al., 1997). Mit Z/P ist in dieser Vorschrift immer das Verhältnis der Gesamtgildenbiomassen von Zooplankton zu Phytoplankton gemeint.

Fressbare Phytoplankton-Biomasse (P_{ed} , P_{ed_n})

Bei der fressbaren Phytoplankton-Biomasse im hier verwendeten Sinne handelt es sich immer um die mittlere, potentiell vom Zooplankton fressbare Phytoplankton-Biomasse, berechnet mithilfe von Futterqualitätsfaktoren und als gewichteter Mittelwert der Zooplankton-Gildenbiomasse. Gleiches gilt übertragen auf Teilgruppen des Zooplanktons, wie insbesondere die Cladoceren.

Relative Futterqualität

Das Konzept der relativen Futterqualität bedeutet, dass der Futterqualitätsindex (FQI) sowohl von der Zusammensetzung des Phytoplanktons als auch von den Dominanzverhältnissen innerhalb des Zooplanktons am jeweiligen Termin abhängt, was sich durch die Berechnung von gewichteten Mittelwerten ausdrückt.

Gilden

Da nur wenige Daten über die Fraßbeziehungen zwischen Zooplankton und Phytoplankton auf Artebene vorliegen, werden beide zur Vereinfachung vor der Berechnung des Anteils der fressbaren Phytoplankton-Biomasse in funktionelle Gruppen (=Nahrungsgilden) eingeteilt und aggregiert (s. Tabelle 5 in Kapitel 9),

Futterqualitätsfaktoren (FQF)

Die Futterqualitätsfaktoren sind eine Abschätzung aus der Literatur und Expertenwissen für die Interaktionsstärke (Grazing) zwischen spezifischen Phyto- und Zooplankton-Gilden. Sie haben Werte zwischen 0 und 1 mit einer Schrittweite von 0,2 (Tabelle 6 in Kapitel 9).

Zooplankton-Phytoplankton-Interaktionsmatrix

Die Zooplankton-Phytoplankton-Interaktionsmatrix verknüpft in einer Matrix die Zooplankton-Gilden mit den Phytoplankton-Gilden und ordnet den jeweiligen paarweisen Grazing-Interaktionen einen Futterqualitätsfaktor zu. Der Anteil des potentiell fressbaren Phytoplanktons errechnet sich durch Multiplikation mit der jeweiligen Phytoplankton-Gildenbiomasse.

Futterqualitätsindex (FQI), spezifische Futterqualitätsindizes (FQIn)

Der Futterqualitätsindex beschreibt den prozentualen Anteil der fressbaren Phytoplankton-Biomasse (P_{ed}) an der Gesamtgildenbiomasse des Phytoplanktons (P). Er ist, wie P_{ed} , ein mithilfe der Zooplankton-Gildenbiomassen gewichteter Mittelwert und damit spezifisch für die aktuelle Zusammensetzung des Metazooplanktons. Die spezifischen Futterqualitätsindizes beschreiben analog zum FQI die relative Futterqualität, aber nur bezogen auf einzelne Zooplankton-Gilden bzw. Gildengruppen, wie z.B. der FQIC für die Cladoceren. Es wird also nur die für die spezifische Gilde(ngruppe) fressbare Phytoplankton-Biomasse in Relation zur gesamten Phytoplankton-Gildenbiomasse gesetzt. Im Falle von Gildengruppen wird ein mit dem Anteil der einzelnen Gilden gewichteter Mittelwert gebildet. Die Werte werden auf 10 %-Genauigkeit gerundet und können 100 % nicht überschreiten.

Metazooplankton-Grazing-Index (MGI)

Der Metazooplankton-Grazing-Index steht neben dem Futterqualitäts-Index im Zentrum dieses Verfahrens und beschreibt die potentielle Grazing-Stärke auf der Basis des fressbaren

Phytoplanktons als Mittelwert gewichtet mit dem relativen Anteil der einzelnen Zooplankton-Gilden an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse. Er ist damit eine wichtige Vergleichsgröße zum Z/P-Verhältnis.

Partielle Metazooplankton-Grazing-Indizes (pMGI_n)

Am Grazing des Phytoplanktons haben die einzelnen Gilden des Metazooplanktons einen unterschiedlichen Anteil. Zeitweise können auch andere Gilden - außer den Cladoceren - einen erheblichen Beitrag dazu leisten. Dieser Beitrag zum MGI auf der Basis des über alle Zooplankton-Gilden gemittelten, fressbaren Phytoplanktons richtet sich nach dem Biomasseanteil der jeweiligen Gilde und kann im Gegensatz zu den spezifischen Grazing-Indizes einen Wert von 100 % nicht übersteigen. Die pMGI_n-Werte repräsentieren also den Beitrag der jeweiligen Gilde(ngruppe) zum aktuellen MGI-Wert.

Spezifische Grazing-Indizes (nGI)

Die spezifischen Grazing-Indizes beschreiben analog zum MGI die potentielle Grazing-Stärke aber auf der Basis des ausschließlich für einzelne Gilden bzw. Gildengruppen fressbaren Phytoplanktons (P_{ed_n}), wie z.B. der CGI auf der Basis von $P_{ed_{clad}}$ für die Cladoceren. Sie repräsentieren den "absoluten" Fraßdruck dieser Gilde(ngruppe) auf ihre eigenen Nahrungsressourcen. Die spezifischen nGI können - wie der MGI - Werte weit über 100 % erreichen.

Effektklasse

Die Effektklassen sind die klassifizierte Form der Grazing-Indizes auf der Basis einer logarithmischen Einteilung (s. Tabelle 3). Klassifiziert werden nur Z/P, MGI und die nGIs und die daraus berechneten "Diff CGI – Z/P" und GES sowie der FPI (invers skalierte MCM-Werte).

Differenz CGI - Z/P

Die positive Differenz zwischen den klassifizierten Grazing-Indizes CGI und Z/P wird als Indikator für das Auftreten eines inversen Grazing-Effekts betrachtet (eine negative Differenz ergibt 0), wenn der Wert größer gleich 3 ist. Dann ist das spezifische Grazing-Potential der Cladoceren allein deutlich höher als das Potential der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse. Der Grund liegt hauptsächlich in der Bezugsgröße für das fressbare Phytoplankton, d.h. einer großen Differenz zwischen P_{ed} und $P_{ed_{clad}}$, wie sie typischerweise während extremer Dominanz nicht-fressbaren Phytoplanktons - vor allem Cyanobakterien - auftritt.

Grazing-Effektstärke (GES)

Die Grazing-Effektstärke ist das zusammenfassende Ergebnis des PHYTOLOSS-Verfahrens. Sie ergibt sich als die höchste Effektklasse der beiden klassifizierten Grazing-Indizes Z/P bzw. MGI. Für die Interpretation heißt das, dass ein starker Grazing-Effekt auf das fressbare Phytoplankton genauso stark bewertet wird wie auf das gesamte Phytoplankton.

Mittlere Cladoceren-Masse (MCM)

Die mittlere Cladoceren-Masse (MCM) ist, obwohl streng genommen eine Masse, ein sehr einfach zu berechnender Größenindex und kann als Maß für den durch planktivore Fische ausgeübten Fraßdruck auf die Cladoceren verwendet werden (s. Jeppesen et al., 1997). Er wird aus dem Quotienten der mittleren Cladoceren-Biomasse und der mittleren Cladoceren-

Abundanz berechnet und in μg Trockenmasse pro Individuum angegeben. Im Gegensatz zu Jeppesen et. al (1997) wird hier nur die Cladoceren-Gildenbiomasse verwendet, also ohne Raubcladoceren. Der MCM wird auf Basis der Trockenmasse – wie in der Literatur – berechnet.

FischPrädationsIndex (FPI)

Der FPI beschreibt den Einfluss der Fische auf die Größenstruktur der Cladoceren. Er beruht auf dem logarithmisch, invers-klassifizierten MCM-Werten. Hier wurde eine geringfügige Neuskalierung in Anpassung an die neu hinzugekommenen, oben genannten Größenindizes durchgeführt.

CladoceraSizeIndex (CSI) nach Große (2009)

Ergänzender Größenmetrik, der den prozentualen Anteil der Cladoceren > 1 mm Körperlänge am gesamten Crustaceen-Biovolumen (ohne Copepoden-Nauplien) angibt.

Daphnia >1 mm

Ein einfaches Größenmetrik zur ergänzenden Beurteilung des größenselektiven Fraßdrucks auf Daphnien. Es wird der prozentuale Anteil der Daphnien mit einer Körpergröße größer oder gleich 1 mm an der gesamten Daphnien-Trockenmasse angegeben

Raubcladoceren-Index (RCI)

Der RCI (in %-Anteil an der Cladoceren-Trockenmasse) ist einerseits ein Maß für den Fraßdruck auf das Zooplankton durch invertebrate Räuber (hier: räuberische Cladoceren, vor allem *Leptodora* und *Bythotrephes*) im Sommer, andererseits sind die Raubcladoceren als Gruppe mit den größten Körperlängen im Plankton selbst eine bevorzugte Beute der optisch jagenden Fische. Ein hoher RCI verweist also auf einen eher gemäßigten Fraßdruck durch Fische.

4.4 Zweck des PhytoLoss-Verfahrens

Der Zweck des Verfahrens ist die Bereitstellung einer Interpretationshilfe für die Zooplankton–Phytoplankton–Interaktion durch die Berechnung von verschiedenen Grazing-Indizes auf der Basis von Daten aus den Routinemessprogrammen zur Gewässerüberwachung. Dabei spielt insbesondere die bisher kaum berücksichtigte Futterqualität des Phytoplanktons für die Beurteilung des Grazing-Effekts eine zentrale Rolle. Mithilfe des PHYTOLOSS-Verfahrens kann die fressbare Phytoplankton-Biomasse abgeschätzt und als zusätzliche Bezugsgröße neben der Gesamtbiomasse des Phytoplanktons verwendet werden. Darüber hinaus ist es möglich mithilfe verschiedener Größenindizes (u.a. MCM) den Einfluss der Fische auf das Zooplankton-Grazing abzuschätzen. Im Ergebnis kann dann der Vergleich der Wachstumsvoraussetzungen für Cladoceren (Temperatur, FQIC) mit ihrer tatsächlichen Biomasse und dem MCM z.B. aufzeigen, ob es wahrscheinlich ist, dass ein der Futterqualität entsprechendes stärkeres Wachstum evtl. durch einen starken Fischfraßdruck verhindert wurde.

Durch eine systematische und synoptische Bewertung aller ausgewählten Grazing- und Prädationskenngrößen ist es möglich, Handlungsempfehlungen zur Erreichung des guten ökologischen Zustands zu prüfen, die eine günstigere Struktur des Nahrungsnetzes zum Ziel haben.

4.5 Anwendungsbereich des PhytoLoss-Verfahrens

Das hier beschriebene Verfahren kommt im Bereich des Gewässermonitorings im Rahmen der Zooplankton-Analyse als Interpretationshilfe für die Phytoplankton-Daten zur Anwendung.

Das Grazing-Potential des Zooplanktons kann durch die hier beschriebenen Indizes besser als wichtige Einflussgröße für die Phytoplankton-Entwicklung charakterisiert werden. So lassen sich Fragen zur potentiellen Bedeutung des Grazing für eine Verbesserung der Sichttiefe im Gewässer beurteilen, sowie zur relativen Bedeutung der Nahrungslimitation im Vergleich zum Fraßdruck durch Fische für die Entwicklung und Zusammensetzung des Zooplanktons (vergl. Lampert, 1988). Zur ersten Einschätzung des Fraßdrucks durch planktivore Fische wird ein einfacher Größenindex (MCM, mittlere Cladoceren-Masse) verwendet.

Da die Intensität des Grazing *in situ* hoch-variabel ist, müssen insbesondere die hier errechneten absoluten Indexwerte unter Berücksichtigung möglicher Störungen, der saisonalen Planktonsuccession (z.B. Klarwasserstadium) und der Trophie des Gewässers interpretiert werden. Die besten Interpretationsmöglichkeiten bestehen dort, wo die klassifizierten Indizes Extremwerte anzeigen und/oder sich deutliche Differenzen zwischen den verschiedenen Indizes, insbesondere dem Z/P-Verhältnis und dem CGI, ergeben. Die Grazing-Indexwerte werden im Kontext der absoluten Biomassen und der Größenstruktur der Zönose betrachtet. Abiotische Einflussgrößen und die Verschiebung der Artenzusammensetzung werden bisher mit diesem Verfahren nicht erfasst.

Die Indizes dieses Verfahrens eignen sich als Routineparameter, da keine zusätzlichen Daten zur Berechnung erforderlich sind. Als wichtige Einsatzbereiche kommen insbesondere das Langzeitmonitoring, die Begleitung von Sanierungsmaßnahmen oder die Ergänzung von seltener durchzuführenden fischereilichen Untersuchungen nach EU-WRRL (2000) in Frage. Der Vorteil der Zooplankton-Analyse liegt in der vergleichsweise kostengünstigen Durchführung und dem direkten Bezug zum Phytoplankton durch parallele Probenahme. Die Grazing-Indizes stellen keinen Ersatz für *in situ* Messungen der Grazing-Verluste des Phytoplanktons dar.

4.6 Ermittlung der Grazing-Effektstärke des Zooplanktons

Die Grazing-Effektstärke, die mit dem hier vorgestellten Verfahren ermittelt werden kann, stellt eine Synthese aus zwei Grazing-Indizes (Z/P, MGI) dar. Dadurch wird als Bezugsgröße für das Grazing-Potential neben der gesamten Phytoplankton-Biomasse auch zusätzlich der fressbare Anteil des Phytoplanktons verwendet. Das erlaubt eine insgesamt differenziertere Interpretation des Faktors Grazing für die Phytoplankton-Entwicklung besonders im eutrophen Bereich.

Als Ausgangspunkt für die Ermittlung der Grazing-Effektstärke wurde das von Jeppesen et al. (1997) verwendete Zooplankton/Phytoplankton-Biomasseverhältnis (hier: Z/P (Jepp) in Tabelle 7) als Maß für den potentiellen Fraßdruck auf das Phytoplankton gewählt. Mithilfe dieses einfachen Ansatzes kann man auf der Basis von Monitoringdaten durch Multiplikation der Zooplankton-Biomasse mit einer spezifischen Ingestionsrate die potentiell vom Zooplankton ingestierte Phytoplankton-Biomasse (P_{ing}) berechnen. Dieser Wert in Relation zur aktuellen gesamten Phytoplankton-Biomasse gesetzt entspricht einer Abschätzung der Community Grazingrate des Zooplanktons mit der Maßeinheit %-eliminierte Phytoplankton-Biomasse pro Tag (s. Gleichung (1)). Bei Jeppesen et al. (1997) wird für Cladoceren pauschal

eine spezifische Ingestionsrate von 100 % der eigenen Körpermasse pro Tag und für Copepoden von 50 % pro Tag angenommen. Es werden aber weder Rotatorien als Konsumenten berücksichtigt, noch die saisonal sehr stark variierende Fressbarkeit des Phytoplanktons für die unterschiedlichen Konsumentengruppen. Ein weiteres, statistisches Problem ist, dass das Z/P-Verhältnis nicht wieder direkt mit der gesamten Phytoplankton-Biomasse P korreliert werden kann, da es sonst zu einer Scheinkorrelation kommt, was Jeppesen et al. (1997) durch den Bezug auf den Gesamt-Phosphor (TP) umgehen.

Zusammenfassend unterscheidet sich der hier gewählte Ansatz von Jeppesen et al. (1997) in mehreren Punkten:

1. Alle Gruppen des Metazooplankton werden berücksichtigt, auch die Rotatorien, die in hocheutrophen Gewässern mit starkem Fischfraßdruck oder bei abiotischem Stress einen hohen Anteil an der Zooplankton-Biomasse ausbilden können.
2. Grundlage für die Berechnungen sind Nahrungsgilden, wodurch sich beim Metazooplankton besonders im Sommer ein Unterschied zwischen der gesamten Biomasse und der summierten Gildenbiomasse ergibt, weil die carnivoren Raubcladoceren nicht in den Grazing-Index eingehen
3. Als zusätzliche Bezugsgröße dient neben dem gesamten Phytoplankton, die fressbare Fraktion des Phytoplanktons (P_{ed}). Durch diesen Perspektivwechsel auf die Zooplankton-Phytoplankton-Interaktion lässt sich eine "relative Futterqualität" definieren.
4. Durch die Unterscheidung von "fressbar" und "nicht-fressbar" kann für den fressbaren Anteil des Phytoplanktons pauschal für das jeweilige Zooplankton eine spezifische Ingestionsrate von 100 % Körpermasse pro Tag ($I_{spez} = 1 \mu\text{g}$ Phytoplankton-Trockenmasse pro μg Zooplankton-Trockenmasse) angenommen werden.

Das PHYTOLOSS-Verfahren ist als Erweiterung zu verstehen, denn das Z/P-Verhältnis bleibt weiterhin Ausgangspunkt und wichtige Vergleichsgröße für die Abschätzung des Grazing-Effekts auf das Phytoplankton, da es sich auf die gesamte Phytoplankton-(Gilden-)Biomasse bezieht. Mithilfe der PHYTOLOSS-Indizes, die sich nur auf die fressbare Phytoplankton-Biomasse beziehen, kann auch ein Grazing-Effekt erfasst werden, der sich nicht (sofort) in einer Abnahme der gesamten Phytoplankton-Biomasse äußert. Die Synthese aus beiden Verfahren wird durch die Bestimmung der klassifizierten Grazing-Effektstärke (GES) erreicht.

Durch den ergänzenden Bezug auf die fressbare Phytoplankton-Biomasse lassen sich insbesondere zwei Aspekte der Zooplankton-Phytoplankton-Interaktion separat erfassen: a) die *relative Futterqualität* mit dem Futterqualitäts-Index (FQI), der Phasen einer potentiellen Nahrungslimitation des Zooplankton-Wachstums erkennbar macht und b) der Fraßdruck auf die fressbare Fraktion des Phytoplanktons mit dem *Metazooplankton-Grazing-Index* (MGI) in Anlehnung an das Z/P-Verhältnis.

Eine geringe Futterqualität äußert sich kurzfristig sowohl in einer geringen Konzentration der fressbaren Phytoplankton-Biomasse als auch durch eine Störung/Behinderung der Nahrungsaufnahme (durch Zellgröße, Koloniebildung, Gallertenbildung), durch eine schlechte Verdaulichkeit (z.B. durch dicke Zellwände) oder einen geringen Nahrungswert (C- und P-Gehalt, Fettsäurezusammensetzung) der ingestierten Algen, wodurch sich die physiologischen "Kosten" der Nahrungsaufnahme erhöhen (z.B. Lampert, 1987). Der letztgenannte Aspekt, der sich – genauso wie die Bildung von Algentoxinen – nicht in der Taxonomie des Phyto-

plankton abbildet, sondern sich aus speziellen Umweltbedingungen ergibt (z.B. Nährstofflimitation) kann bisher nicht im PHYTOLOSS-Verfahren berücksichtigt werden.

In Tabelle 1 sind die Abkürzungen für die wichtigsten Parameter des PhytoLoss-Verfahrens aufgeführt.

Tabelle 1: Abkürzungen wichtiger Parameter

| Abk | Erläuterung |
|----------------------------|--|
| Z | Zooplankton-Gildenbiomasse |
| P | Phytoplankton-Gildenbiomasse |
| Z/P | Z/P-Verhältnis |
| P_{ed} | fressbare Phytoplankton-Biomasse (ed: edible, engl.: essbar) |
| P_{ed_n} | fressbare Phytoplankton-Biomasse für eine Zooplankton-Gilde(ngruppe) |
| P_{ed_clad} | fressbare Phytoplankton-Biomasse für die Cladoceren-Gilden |
| FQI | Futterqualitätsindex für das Metazooplankton |
| FQI_n | Spezifische Futterqualität für eine Zooplankton-Gilde(ngruppe) |
| FQIC | spezifischer Futterqualitätsindex für die Gilden der Cladoceren |
| FQF | Futterqualitätsfaktoren der Interaktionsmatrix |
| MGI | Metazooplankton-Grazing-Index |
| pMGI_n | partieller Metazooplankton-Grazing-Index für eine Gilde(ngruppe) |
| nGI | Spezifischer Grazing-Index für eine Zooplankton-Gilde(nGruppe) |
| CGI | spezifischer Cladoceren-Grazing-Index |
| GES | Grazing-Effektstärke |
| MCM | Mittlere Cladoceren-Masse |

Bei länger anhaltender geringer Futterqualität und -menge kommt es mit zeitlicher Verzögerung zu einer Nahrungslimitation des Zooplankton-Wachstums, die, u.a. durch eine stark verminderte Eiproduktion, zum Zusammenbruch einer Population führen kann. Lampert (1978) gibt die von Daphnien minimal zur Eiproduktion benötigte Futtergrenzkonzentration mit 0,2 mg/l Kohlenstoff (entspricht ca. 0,4 mg/l Trockenmasse) an. Da ähnliche Schwellenwerte je nach Größe, Art und Modus der Nahrungsaufnahme unterschiedlich sind, ist die Nahrungslimitation ein Teil der ständigen Wechselwirkungen im Sommer zwischen Zooplankton-Grazing – Fraßresistenz des Phytoplanktons – Nahrungslimitation von Teilen des Zooplanktons – Veränderung der Zooplankton-Zusammensetzung – Veränderung des Zooplankton-Grazing – usw.

Aktuelle oder zurück liegende Einzelwerte der Nahrungsmenge oder Futterqualitätsindizes lassen allerdings bei monatlicher Probenahme, wie im Gewässermonitoring üblich, noch keine Rückschlüsse auf die Bedeutung der Nahrungslimitation für die Zooplankton-Entwicklung insgesamt zu. Dafür sind stabile Verhältnisse über einen längeren Zeitraum, wie z.B. in den Sommermonaten, besser geeignet. Zusätzlich wäre eine Analyse der Reproduktionsparameter des Zooplanktons (Gelegegröße, etc.) im Vergleich zum FQI/FQIC prinzipiell sehr wünschenswert. Im Normalfall ist das im Rahmen des Gewässermonitorings bisher aber nur

eingeschränkt möglich, da die Kosten für den erforderlichen Mehraufwand durch eine höhere Probenahmefrequenz und/oder durch einen erhöhten Zeitbedarf bei der Zooplankton-Analyse nicht in Rechnung gestellt werden können. Es wird empfohlen, zumindest für die dominante *Daphnia*-Art, routinemäßig z.B. die mittlere Gelegegröße mit wenig Aufwand als Reproduktionsparameter zu erfassen (s. Kapitel 2.3.4).

Die Berechnung der fressbaren Phytoplankton-Biomasse ist in Abbildung 1 schematisch dargestellt. In einem ersten Schritt werden die Zoo- und Phytoplankton-Biomasse nach ihrer taxonomischen Zusammensetzung verschiedenen funktionellen Gruppen - sogenannten Nahrungsgilden - zugeordnet (s. Tabelle 5 in Kapitel 10). Dabei spielen beim Zooplankton Ähnlichkeiten der Nahrungsaufnahmemodi (z.B. Feinfiltrierer) und der Selektivität eine wichtige Rolle (Nahrungsgilden), während beim Phytoplankton die Mechanismen zur Steigerung der Fraßresistenz im Vordergrund stehen (Fressbarkeitsklassen, s.a. Salmaso & Padišák (2007)). Die vereinfachende Aggregation zu Gilden ist einem feinskaligeren Ansatz auf Gattungs- oder Artebene (z.B. Schumpelick-Deuschel, 1995) vorzuziehen, da für das Anwendungsgebiet dieser Vorschrift zu wenige Taxa experimentell untersucht wurden und angesichts der bekannt hohen Variabilität der Grazing-Raten *in situ* nur eine falsche Genauigkeit der Ergebnisse des PHYTOLOSS-Verfahrens vorgetäuscht würde.

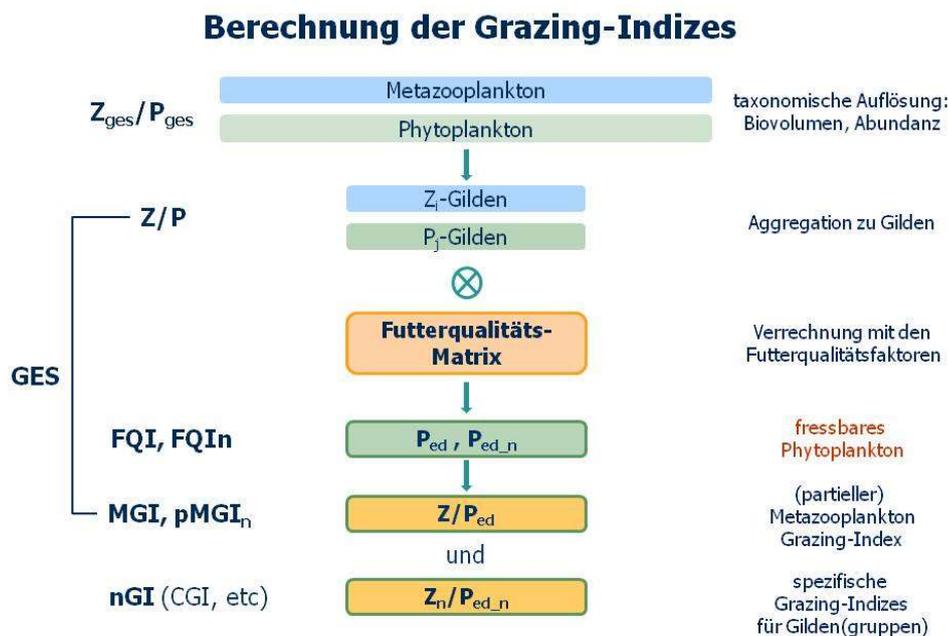


Abbildung 1: Berechnungsschema für die PHYTOLOSS-Grazing-Indizes. Erläuterung s. Text.

Mit der Zooplankton-Phytoplankton-Interaktionsmatrix (s. Tabelle 6 in Kapitel 10) wird für jede mögliche paarweise Kombination einer Zooplankton-Gilde mit einer Phytoplankton-Gilde mithilfe von fixen Futterqualitätsfaktoren (FQF) durch Multiplikation mit der Biomasse der jeweiligen Phytoplankton-Gilde die potentiell fressbare Phytoplankton-Gildenbiomasse berechnet (s. Gleichung (2)). Durch zeilenweise Addition ergibt sich daraus für jede einzelne Zooplankton-Gilde die potentiell fressbare Phytoplankton-Biomasse.

Die festgelegten Futterqualitätsfaktoren sind eine Abschätzung aus der Literatur und Expertenwissen für die relative Interaktionsstärke zwischen spezifischen Zoo- und Phytoplankton-Gilden. Sie beruhen beim Phytoplankton auf Angaben zur Ingestierbarkeit (hpts. nach Größe und Form) und dem Nährwert (Verdaubarkeit (z.B. Schalendicke)) diverser Taxa

sowie weiterhin auf dem Anteil des Phytoplanktons am gesamten Nahrungsspektrum ("herbivor" im Verhältnis zu "carnivor" und/oder "detritivor/bacterivor") für die jeweilige Zooplankton-Gilde. Die Ergebnisse der dafür durchgeführten Literaturrecherche werden in Kapitel 9 dokumentiert. Für die Futterqualitätsfaktoren wurde eine Skalierung im Bereich von 0,0 bis 1,0 in Schritten von 0,2 Einheiten als ausreichend genau erachtet. Ein Faktor von 1,0 repräsentiert "100 %ige Fressbarkeit" (maximale Interaktionsstärke), während 0,0 "unfressbar" (keine Interaktion) bedeutet.

Aus der für jede Zooplankton-Gilde potentiell fressbaren Phytoplankton-Biomasse kann mit den Formeln in Tabelle 2 der gildenspezifische Futterqualitäts-Index (FQI_i) als Anteil an der gesamten Phytoplankton-Biomasse (P_{ed_i}/P in Prozent) und der gildenspezifische Metazooplankton-Grazing-Index als Quotient der Zooplankton-Gildenbiomasse und der fressbaren Phytoplankton-Gildenbiomasse (Z_i/P_{ed_i} jeweils in Prozent) berechnet werden. Dabei steht die jeweilige Zooplankton-Gildenbiomasse, wie beim Z/P -Verhältnis, für eine Abschätzung der von dieser Zooplankton-Gilde täglich ingestierten (fressbaren) Phytoplankton-Biomasse. Die mittleren Indexwerte für das gesamte (Gilden-)Zooplankton (FQI , MGI) werden als gewichtetes Mittel mit den entsprechenden Zooplankton-Gildenbiomassen berechnet (s. Formeln (3) und (4) in Tabelle 2).

Der so errechnete FQI -Wert repräsentiert die relative Futterqualität des Phytoplanktons für das Zooplankton an einem speziellen Probenort und -ort. Er ist damit nicht nur von der Zusammensetzung des Phytoplanktons, sondern ebenso von den Dominanzverhältnissen innerhalb des Zooplanktons abhängig. Denn gut fressbare Phytoplankton-Biomasse bewirkt nur dann auch einen hohen FQI -Wert, wenn die entsprechenden Zooplankton-Gilden auch tatsächlich ausreichend präsent sind.

4.6.1 Gildenspezifische Grazing-Indizes

Am Metazooplankton-Grazing haben alle herbivoren Arten Anteil, nicht nur die bisher besonders hervorgehobene Gruppe der Cladoceren. Es hat sich gezeigt, dass unter bestimmten Bedingungen immer wieder auch andere Gildengruppen, wie die Rotatorien (4a, 4b, 4c, 4d), Calanoiden (2a) und Cyclopoiden (3a, 3c, 3d) (Angaben in Klammern s. Zoogilden in Tabelle 5) ein hohes Grazing-Potential aufweisen können. Deswegen wurde das PHYTOLOSS-Verfahren so erweitert, dass für die genannten Zooplankton-Gildengruppen automatisch alle spezifischen Indizes (P_{ed_n} , FQI_n , $pMGI_n$, nGI) ausgegeben werden. Bei den beiden Copepoden-Gilden(gruppen) fehlen die Nauplius-Stadien, da sie in einer eigenen Gilde zusammengefasst werden. Aus den Gilden 2a bis 3d kann auch die Gildengruppe der Copepoden gebildet werden. Im Mittelpunkt stehen aber immer noch die Cladoceren als besonders effektive Filtrierer und Fischnahrung.

Weiterhin muss sich zeigen, ob sich die zusätzliche Aufgliederung in zwei unterschiedliche gildenspezifische Grazing-Indizes bewähren wird. Die "partiellen MGI " ($pMGI_n$) beruhen, wie der MGI auf der im Mittel für alle präsenten Zooplankton-Gilden fressbaren Phytoplankton-Biomasse ($= P_{ed}$), während sich die spezifischen Grazing-Indizes (nGI , z.B. CGI) ausschließlich auf die nur für die jeweilige Gilde(ngruppe) fressbare Phytoplankton-Biomasse ($= P_{ed_n}$) beziehen. Die partiellen MGI können direkt mit dem Anteil der gleichen Gruppe an der Zooplankton-Biomasse verglichen werden (s. Zooplankton-Steckbrief). Es zeigt sich dadurch, ob eine Gruppe wg. Besonderheiten in der Futterqualität einen überrepräsentativen Anteil am gemeinsamen Grazing-Potential hat. Von größerer Bedeutung sind allerdings die spezifischen Grazing-Indizes, wie z.B. der CGI , die unabhängig vom MGI hohe Werte annehmen können.

Mit den spezifischen Indizes kann jetzt leichter ermittelt werden, welche Zooplankter gute Wachstumsbedingungen vorfinden oder im Gegenteil von starker Nahrungslimitation betroffen sind und welche am meisten zum Metazooplankton-Grazing beitragen.

4.6.2 Grazing-Effektstärke und inverse Grazing-Effekte

Da die klassifizierten Grazing-Indizes Z/P und MGI oftmals abweichende Effektklassen anzeigen, wird als Synthese die Grazing-Effektstärke (GES) definiert, die jeweils die höchste Klasse der zwei Indizes annimmt. Die Grazing-Effektstärke repräsentiert das Endergebnis dieses Verfahrens und entspricht in den meisten Fällen dem MGI-Wert. Zur Basisgröße für die Beurteilung der potentiellen Stärke des Grazing-Effekts wird damit (in eutrophen Gewässern) de facto die fressbare Phytoplankton-Biomasse und nicht mehr das gesamte Phytoplankton. Mit der GES-Definition wird auch dann ein starker Grazing-Effekt postuliert, wenn die gesamte Phytoplankton-Biomasse konstant hoch bleibt oder sogar zu nimmt. Ein Grazing-Effekt kann also nicht nur durch eine Abnahme der Phytoplankton-Biomasse insgesamt deutlich werden, sondern es reicht dafür auch eine starke Abnahme der fressbaren Fraktion im Schatten stark wachsender, dominanter, nicht-fressbarer Phytoplankton-Taxa. Diese Merkmale kennzeichnen zugleich einen entkoppelten Systemzustand, der hier als inverser Grazing-Effekt bezeichnet wird. Dafür wurde ein Extra-Index geschaffen, die positive Differenz zwischen CGI und Z/P, der ab einer Differenz von 3 Effektklassen eine Warnung ausgibt. Dieser Schwellenwert wurde bewusst hoch angesetzt. Das gleiche Phänomen kann aber sicher auch schon bei geringeren Unterschieden beobachtet werden.

Beim inversen Grazing-Effekt ist das spezifische Grazing-Potential der Cladoceren (CGI) allein deutlich höher als das Potential des gesamten Zooplanktons. Der Grund liegt im Bezug auf das (für Cladoceren) fressbare Phytoplankton, d.h. einer sehr großen Differenz zwischen dem gesamten Phytoplankton und P_{ed_clad} , z.B. während einer Blaualgenblüte. Starkes Grazing unter den beschriebenen Bedingungen führt nur bei den gut fressbaren Konkurrenten der dominanten Cyanobakterien zu hohen Verlusten und kann so indirekt zur Stabilisierung eines degradierten Systemzustands beitragen. Dabei spielen dann auch die Freisetzung von Nährstoffen durch das Grazing des Zooplanktons und veränderte Sedimentationsprozesse eine Rolle. Erfahrungsgemäß sind diese Zustände aber nicht über längere Zeit stabil. Das hängt stark von der Größenstruktur des Zooplanktons ab, also im Wesentlichen dem Prädationsdruck durch Fische. Zur Abschätzung dieses Aspektes kann der MCM als Indikator verwendet werden.

4.6.3 Biomasse-Parameter im PhytoLoss-Verfahren

Traditionell unterscheiden sich die verwendeten Biomasseparameter bei Phyto- und Zooplankton in der wissenschaftlichen Literatur. Während fürs Phytoplankton und die Rädertiere (Rotatoria) das Biovolumen (BV) mithilfe von Volumenformeln bestimmt wird, wird bei den restlichen Zooplanktongruppen die Trockenmasse (TM) durch z.B. Körperlängen-Trockenmasse-Regressionen berechnet (s. Kapitel 2.3.6). Als vereinheitlichter Biomasseparameter wird im PHYTOLOSS-Verfahren das Biovolumen verwendet, da Umrechnungsfaktoren von BV in TM schlecht dokumentiert und stark schwankend sind. Beim Zooplankton wurden die Daten zur Entwicklung des Verfahrens, falls nicht beide Parameter parallel zur Verfügung standen, mit einem Faktor von 10 in Biovolumen (über die Frischmasse (FM) mit einem Faktor $BV/FM=1$) umgerechnet. Generell gibt es zur Umrechnung aber keinen Standard.

4.6.4 Mittlere Cladoceren-Masse, Fischprädati0ns-Index, Raubcladoceren-Index

Als weiterer Vergleichsparameter wird routinemäßig ein einfacher Größenindex, die mittlere Cladoceren-Masse (MCM), zur Einschätzung des Fraßdrucks durch planktivore Fische verwendet. Ein Vergleich der Wachstumsvoraussetzungen für Cladoceren (Temperatur, FQIC) mit ihrer tatsächlichen Biomasse und dem MCM kann z.B. aufzeigen, ob es wahrscheinlich ist, dass im Falle einer guten Futterqualität, das Ausbleiben eines entsprechenden starken Wachstums der Cladoceren durch starken Fischfraßdruck verhindert wurde. Der MCM als Maß für die Prädati0nsstärke der größenselektiv jagenden planktivoren Fische kann auch als Kontroll- und Zielwert in der Fischbewirtschaftung verwendet werden. Einschränkend bleibt allerdings anzumerken, dass der MCM auch auf starke demographische Veränderungen im Cladoceren-Plankton reagiert, die nichts mit Prädati0n zu tun haben. Besonders im Frühjahr in eutrophen Seen, während starker, weitgehend synchronisierter Populationsentwicklungen, die zu einem sehr hohen Anteil juveniler Tiere führen, ergeben sich ebenfalls niedrige MCM-Werte, die nicht auf Fischfraß zurückzuführen sind.

Da der MCM hauptsächlich auf größenselektive, verteilte Räuber (Fische) reagiert, wurde er im PHYTOLOSS-Verfahren so modifiziert, dass dieser Effekt noch verstärkt wird und sich gleichzeitig ein zusätzlicher Index für den Raubdruck durch invertebrate Räuber ergibt. Dazu wird der MCM nur auf der Basis der herbivoren Cladoceren-Biomasse, d.h. ohne die carnivoren Raubcladoceren (*Leptodora*, *Bythotrephes*), berechnet. Deren Anteil an der gesamten Cladoceren-Biomasse in Prozent dient dann als "Raubcladoceren-Index" und soll den Fraßdruck durch invertebrate Räuber repräsentieren. Er kann in den Sommermonaten gelegentlich Werte weit über 50 % annehmen.

Die Basis für den MCM in "µg pro Individuum" ist in der Literatur (z.B. Jeppesen et al., 1997) die Trockenmasse der Cladoceren. Der Fischprädati0nsindex (FPI) basiert auf dem inversskalierten MCM, d.h. ein starker Fraßdruck durch Fische ergibt wegen sehr niedriger MCM-Werte eine hohe Effektklasse des FPI. Die verwendeten Klassengrenzen sind in Tabelle 3 angegeben. Umgekehrt bedeutet eine niedrige FPI-Effektklasse, dass der absolute MCM-Wert hoch ist, also die Prädati0nsstärke als gering eingeschätzt wird.

4.7 Störungen durch Extremwerte

Die Indizes zeigen allgemein eine Empfindlichkeit gegenüber extremen abiotischen Lebensbedingungen, wie sie z.B. in sauren Tageauseen oder zeitweise auch in hypertrophen Seen herrschen, charakterisiert durch stark verkürzte Nahrungsketten und eine geringe Diversität. Dies äußert sich in Extremwerten der einzelnen Rohindizes, die sowohl im oberen als auch im unteren Bereich liegen können. Zu einer Störung des Verfahrens kommt es, wenn die Absolutwerte des MGI und/oder CGI rechnerisch sehr hohe Werte annehmen, weil der Nenner des Quotienten, also die fressbare Phytoplankton-Biomasse, sehr klein oder sogar Nahe Null ist, z.B. bei extremer Dominanz von Cyanobakterien oder Panzerflagellaten (z.B. *Ceratium*). Deswegen können generell die Rohwerte beider Grazing-Indizes auch nur unter bestimmten Umständen zur Abschätzung einer realen Community Grazingrate (als Verlustrate in %/Tag) verwendet werden. Der unkritische Gebrauch zur Verlustberechnung durch Zooplankton-Grazing wird nicht empfohlen. Um diese Störung zu kompensieren, wurde für die Indikation der Grazing-Effektstärke eine Klassifizierung der Rohwerte durchgeführt. Die Interpretation der Phytoplankton-Daten sollte generell auf der Basis der klassifizierten Indizes erfolgen (s. Kapitel 4.8.4).

4.8 Berechnung der Indizes

4.8.1 Eingangsdaten

Die zur Berechnung der PHYTOLOSS-Metriks erforderlichen Gildenbiomassen des Phytoplanktons werden durch das Arbeitsblatt "Zoo_morpho_GILDEN_Phyto_export" in der PHYTOSEE-Exportdatei bereitgestellt. Das Biovolumen des Phytoplanktons wird nach ihrer Zugehörigkeit zu den 12 Phytoplankton-Gilden gemäß Tabelle 5 in Kapitel 9 aggregiert und mithilfe der Futterqualitätsmatrix mit dem Zooplankton-Gildenbiovolumen verrechnet.

4.8.2 Mathematische Ableitung der Indizes

Die Berechnung der Indizes beruht auf den Biomassen der Zoo- und Phytoplankton-Gilden, die dazu in der gleichen Maßeinheit (Trockenmasse oder Biovolumen) vorliegen müssen. Sollte eine Umrechnung erforderlich sein, sind die dafür notwendigen Umrechnungsfaktoren zusammen mit den Ergebnissen zu dokumentieren. Die in Tabelle 2 aufgeführten Formeln (1) bis (4) dienen der Berechnung der wichtigsten Grazing-Parameter. Die Berechnungen für die spezifischen FQIn und nGI erfolgen jeweils analog zum FQI bzw. MGI nur beschränkt auf die spezifischen Gilden.

Der Teilbeitrag jeder Gildengruppe zum MGI auf der Basis des fressbaren Phytoplanktons heißt partieller MGI_n. Für die Gildengruppen Rotatorien (4a, 4b, 4c, 4d), Calanoiden (2a, also ohne Nauplien) und Cyclopoiden (3a, 3c, 3d ohne Nauplien; s. Zoo-Gilden in Tabelle 5 in Kapitel 9) werden sie als Prozentanteile am MGI anhand der aktuellen Zusammensetzung und dem Anteil am Biovolumen des gesamten Zooplanktons berechnet. Die Summe aller Prozentanteile der partiellen MGI beträgt maximal 100 %.

Tabelle 2: Definition und Berechnung der verschiedenen Grazing-Indizes

$$Z/P = \frac{P_{ing} \cdot 100}{P} \quad (1)$$

$$\text{mit } P_{ing} = Z \cdot I_{spez} \quad \text{und} \quad I_{spez} = 1$$

$$P_{ed} = \frac{\sum_{i=1}^n (Z_i \cdot P_{edi})}{Z} \quad \text{und} \quad (2)$$

$$FQI = \frac{\sum_{i=1}^n (Z_i \cdot FQI_i)}{Z} \quad (3)$$

$$\text{mit } FQI_i = \frac{P_{edi} \cdot 100}{P} \quad \text{und}$$

$$\text{mit } P_{edi} = \sum_{j=1}^k P_{edij} \quad \text{und}$$

$$\text{mit } P_{edij} = P_j \cdot FQF_{ij}$$

$$MGI = \frac{\sum_{i=1}^n (Z_i \cdot MGI_i)}{Z} \quad (4)$$

$$\text{mit } MGI_i = \frac{Z_i \cdot 100}{P_{edi}}$$

| Abk | Erläuterung |
|-------------------------|---|
| Z | Zooplankton-Gildenbiomasse |
| Z_i | Biomasse der Zooplankton-Gilde <i>i</i> |
| P | Phytoplankton-Gildenbiomasse |
| P_{ing} | vom Zooplankton ingestierte Phytoplankton-Biomasse |
| I_{spez} | spezifische Ingestionsrate in % der eigenen Körpermasse pro Tag |
| P_j | Biomasse der Phytoplankton-Gilde <i>j</i> |
| Z/P | Z/P-Verhältnis |
| P_{ed} | fressbare Phytoplankton-Biomasse |
| P_{edi} | P_{edi} Summe der fressbaren Phytoplankton-Biomasse für die Zooplankton-Gilde <i>i</i> |
| P_{edij} | P_{edij} fressbare Biomasse der Phytoplankton-Gilde <i>j</i> für die Zooplankton-Gilde <i>i</i> |
| FQI | Futterqualitätsindex |
| FQI_i | Futterqualitätsindex für die Zooplankton-Gilde <i>i</i> |
| FQF_{ij} | fixer Futterqualitätsfaktor der Zelle <i>ij</i> der Interaktionsmatrix |
| MGI | Metazooplankton-Grazing-Index |
| MGI_i | spezifischer Grazing-Index für die Zooplankton-Gilde <i>i</i> , (neu: nGI) |

4.8.3 Saisonale Mittelwerte und Einzelwerte

Die Betrachtung von Einzelwerten und/oder Mittelwerten der Indizes richtet sich nach der Fragestellung und der Qualität des Datenmaterials. Die im Gewässermonitoring üblichen monatlichen Probenahmeabstände im Vergleich zu den kurzen Generationszeiten von Rotatorien und Cladoceren ermöglichen keine genaue Abbildung der Populationsentwicklungen, d.h. wenige monatliche Einzelwerte repräsentieren zu bestimmten Zeiten, besonders im Frühling und Frühsommer, z.T. ganze Phasen. Insbesondere Termine im April und Mai/Juni stehen oft stellvertretend für die Frühjahrsalgenblüte bzw. das Klarwasserstadium. Im PHYTOLOSS-Verfahren können verschiedene Zeiträume zur Mittelwertberechnung ausgewählt werden. Besonders geeignet sind Sommermittelwerte der Grazing-Indizes sowie des MCM, weil sich in diesem Zeitraum das pelagische Nahrungsnetz voll entwickelt hat und gleichzeitig die größten Probleme in der Gewässerqualität auftreten. Hier spielt der möglicherweise starke indirekte Einfluss der planktivoren Fische auf das Zooplankton-Grazing eine wichtige Rolle. Sommermittelwerte mit mindestens 2 - im Allgemeinen aber 3 - Werten im Zeitraum Juli–September bieten sich für die interannuelle Betrachtung an, da die Zusammensetzung des Zooplanktons dann über einen längeren Zeitraum relativ stabil ist. Extremsituationen des Zooplankton-Grazing, wie während des Frühjahrsklarwasserstadiums, können dagegen nicht zuverlässig erfasst werden.

4.8.4 Skalierung der berechneten Indexwerte

Die berechneten Rohwerte der Indizes sind die Basis zur Berechnung der Sommermittelwerte. Um Artefakten bei der Berechnung entgegen zu wirken, wie sie durch die Verwendung eines nicht-linearen mathematischen Verfahrens (Quotienten) z.T. entstehen können, werden die Indizes in einem weiteren Schritt gerundet oder klassifiziert. Dadurch soll auch die Interpretation durch einen besseren Vergleich der Indizes erleichtert werden. Beim FQI und den FQIn werden die Prozentwerte auf die 10er Stelle gerundet, woraus sich als Ergebnis eine 10er-Skalierung von 0 bis 100 % ergibt. Alle anderen Indizes werden nach dem Schema in Tabelle 3 in Effektklassen eingeteilt. Die Klassifizierung ist wegen des großen

Wertebereichs 7-stufig logarithmisch, dem entspricht zur weiteren Vereinfachung eine nur 5-stufige sprachliche Beschreibung, die die Werte unterhalb von Klasse 3 und oberhalb von Klasse 5 nicht weiter differenziert. Die Bildung von Mittelwerten findet immer vor Rundung bzw. Klassifizierung statt. Sowohl die Rohwerte als auch die gerundeten bzw. klassifizierten Werte werden in der PHYTOLOSS-Exportdatei zur Verfügung gestellt.

Zum direkten Vergleich mit den anderen klassifizierten Effektgrößen wurde der Fischprädatorenindex (FPI) so klassifiziert, dass eine geringe Körpermasse einen starken Prädationseinfluss (Effekt) anzeigt. Deshalb entspricht z.B. die höchste Stufe 7 einer mittleren Cladoceren-Trockenmasse von $\leq 0,625 \mu\text{g}/\text{Ind}$ (Tabelle 3).

Tabelle 3: Klassifizierungsschema für die Grazing-Indizes und den FPI für die Einteilung der Rohindexwerte in 7 Effektklassen. Die verbale Beschreibung umfasst nur 5 Effekte.

| Effektklasse | Grazing-Indizes | | FPI | |
|--------------|------------------|------------|--------------------------|------------|
| | % | Ausprägung | $\mu\text{g}/\text{Ind}$ | Ausprägung |
| 1 | ≤ 20 | gering | $> 20,0$ | gering |
| 2 | 21 - ≤ 40 | gering | 10,0 - $\leq 20,0$ | gering |
| 3 | 41 - ≤ 80 | schwach | 5,0 - $\leq 10,0$ | schwach |
| 4 | 81 - ≤ 160 | mittel | 2,5 - $\leq 5,0$ | mittel |
| 5 | 161 - ≤ 320 | stark | 1,25 - $\leq 2,5$ | stark |
| 6 | 321 - ≤ 640 | sehr stark | 0,625 - $\leq 1,25$ | sehr stark |
| 7 | > 640 | sehr stark | $\leq 0,625$ | sehr stark |

4.9 Automatische Kommentarfunktion

Zur Erzeugung von "Warnsignalen" und als erste Interpretationsmöglichkeit zur Ableitung von Handlungsempfehlungen werden von PHYTOLOSS automatisch Kommentare zu den berechneten Indexmittelwerten generiert und sowohl in der Exportdatei auf dem Arbeitsblatt "PL_Kommentare" ausgegeben, als auch auf dem Zooplankton-Steckbrief. Dazu werden die berechneten Indexwerte gefiltert und standardisierte Kommentare (s. Tabelle 4) zugeordnet. Limnologisches Expertenwissen diente zur Festlegung der Filtergrenzen.

Tabelle 4: Filtereinstellungen für die berechneten PHYTOLOSS-Indizes als Kriterienkatalog für die automatische Kommentarfunktion im PHYTOLOSS.

| Abfragen | Kriterien | Mitteilungen |
|----------|---|---|
| A1 | $N < 3$ | WARNUNG: für das Sommermittel standen nur 2 Einzelwerte zur Verfügung. |
| A2 | $\text{GES} \geq 5, \text{Z/P} \geq 5$ | Das Grazing-Potential ist hoch bis sehr hoch ($\text{GES} \geq 5$). |
| A3 | $\text{Z/P} = 7, \text{MGI} = 7$ | Mindestens ein absoluter Grazing-Indexwert (Z/P, MGI) ist unrealistisch hoch (evtl. Klarwasserstadium)! Mittelwertbildung (Einzelwerte!) überprüfen und nicht zur Berechnung verwenden. |
| A4 | $\text{GES} \geq 4, \text{Diff} \geq 3$ | Ein inverser Grazing-Effekt ist möglich, d.h. der starke Fraßdruck der Cladoceren auf die kleine Fraktion fressbaren |

| | | |
|-----|-------------------------------------|--|
| | | Phytoplanktons verbessert evtl. die Konkurrenzbedingungen für das dominante nicht-fressbare Phytoplankton. |
| A5 | FQIC>=70 | Die Futterqualität des Phytoplanktons für Cladoceren ist hoch (FQIC>=70%). |
| A6 | Z_gild>=2, CGI<=2, FQIC>=30, MCM>=5 | Die Bedingungen für ein stärkeres Cladoceren-Wachstum sind gegeben. Das Grazing-Potential der filtrierenden Cladoceren ist aber nur sehr gering ausgeprägt (CGI<=2). Kleine Arten oder Stadien dominieren die Cladoceren-Biomasse. Ein übermäßiger Fraßdruck durch Fische und/oder starker abiotischer Stress könnte dafür verantwortlich sein. |
| A7 | Z_gild>=2, CGI<=2, FQIC>=30, MCM<5 | Die Bedingungen für ein stärkeres Cladoceren-Wachstum sind gegeben. Das Grazing-Potential der filtrierenden Cladoceren ist aber noch sehr gering ausgeprägt (CGI<=2). Größere Arten oder Stadien dominieren die Cladoceren-Biomasse, aber in geringer Anzahl. Der Fraßdruck durch invertebrate Räuber (Raubcladoceren, adulte cyclopoide Copepoden) ist deutlich erhöht. |
| A8 | FQI<=20 | Die allgemeine Futterqualität ist sehr gering (FQI<=20%). |
| A9 | FQIC=10 | Sehr geringe Futterqualität für Cladoceren (FQIC=10%). |
| A10 | (Z/P-CGI)>=2, Z/P>=5 | Für das hohe Grazing-Potential sind NICHT die Cladoceren hauptverantwortlich. |
| A11 | GES>=5, RGI>=5, pMGI_Rot>30 | Rotatorien tragen wesentlich zum hohen Grazing-Potential bei. |
| A12 | Z_gild_rot>=50 | Der Rotatorien-Anteil an der Biomasse ist ungewöhnlich hoch (>=50%). Hinweis auf Sonderbedingungen! |
| A13 | GES>=5, Cal_oNGI>=5, pMGI_Cal_oN>30 | Herbivore calanoide Copepoden tragen wesentlich zum hohen Grazing-Potential bei. |
| A14 | Z_gild_Cop_sum>70 | Der Copepoden-Anteil an der Biomasse ist sehr hoch (>=70%). Hinweis auf Sonderbedingungen! |
| A15 | Z_gild_clad>70 | Der Cladoceren-Anteil an der Biomasse ist sehr hoch (>=70%). Hinweis auf Sonderbedingungen! |
| A16 | Z_gild_clad<=10 | Der Cladoceren-Anteil an der Biomasse ist sehr niedrig (<=10%). Hinweis auf Sonderbedingungen! |
| A17 | Z_gild>10 | Die Metazooplankton-Biomasse ist hoch (>10 mm ³ /l BV). Hinweis auf hoch-eutrophe Bedingungen. |

| | | |
|-----|--|--|
| A18 | Z_gild<1 | Die Metazooplankton-Biomasse ist sehr niedrig (<1 mm ³ /l BV). Hinweis auf oligotrophe Bedingungen. |
| A19 | P_ed_clad<>0 Und <0.4, FQIC <>0 Und <=20 | Anzeichen für eine starke Nahrungs-limitation (bezgl. Menge, Qualität) der Cladoceren. |
| A20 | P_ed_clad>=4, FQIC>=60 | Gute Nahrungsbedingungen (bezgl. Menge, Qualität) für Cladoceren. |
| A21 | FPI<=2, MCM<>0, CGI<4 | Der FPI ist sehr niedrig (<=2, <>0), d.h. die Cladoceren sind groß (>=10 µg/Ind TM). Sie üben einen geringen Fraßdruck aus. Nur geringer Prädationsdruck durch Fische, evtl. am Beginn einer Wachstumsphase mit wenigen großen Adulten. |
| A22 | FPI>=6, CGI>=5 | Der FPI ist sehr hoch (>=6), d.h. die Cladoceren sind klein (<=1,25µg/Ind TM). Sie haben trotzdem ein hohes Grazing-Potential (CGI>=5). Hoher Prädationsdruck durch Fische und/oder abiotischer Stress sind mögliche Ursachen. Während intensiver Wachstumsphasen (z.B. Frühjahr) kann auch die Dominanz von Juvenilstadien verantwortlich sein. |
| A23 | FPI<=2, MCM<>0, CGI>=5 | Der FPI ist sehr niedrig (<=2, <>0), d.h. die Cladoceren sind groß (>=10 µg/Ind TM). Sie üben einen starken Fraßdruck aus (CGI>=5). Nur geringer Prädationsdruck durch Fische. |
| A24 | RaubClad>30% | Hoher Anteil von Raub-Cladoceren an der Cladoceren-Biomasse (>30%). |

5 Hinweise zur Verwendung der PhytoLoss-Indizes

Die Hauptaufgabe von PHYTOLOSS, eine differenzierte Abschätzung des Grazing-Einflusses auf das Phytoplankton, ist untrennbar damit verbunden den gleichzeitig, aber nicht immer gleichsinnig wirkenden Einfluss von Räubern auf das Zooplankton differenziert zu erfassen. Deswegen beinhaltet PHYTOLOSS auch mehrere Größenindizes des Zooplanktons (RCI, FPI, CSI, Daphnia>1mm), die eine Trennung der Haupteinflüsse im Nahrungsnetz auf das Zooplankton (Nahrung und Raub) durch Kombination mit den Grazing-Indizes erleichtern sollen.

Einige Faktoren konnten aber auch in der Futterqualitätsmatrix, dem Kernelement von PHYTOLOSS, nicht berücksichtigt werden, da die Taxa zu Nahrungsgilden zusammengefasst werden mussten. Mit diesem Modell können manche, z.T. gegensätzlich wirkende Einflüsse (andere Nahrungsnetzkomponenten, komplexe Verhaltensstrategien, etc.), nicht angemessen mit Monitoringdaten erfasst werden. Dabei spielen auch die vorgegebenen – meist monatlichen – Probenahmeabstände eine wichtige Rolle.

Hier werden grundlegende Aspekte des PHYTOLOSS-Verfahrens genannt, die bei der Interpretation von Phytoplankton-Daten unbedingt berücksichtigt werden müssen:

1. Es handelt sich bei den PHYTOLOSS-Indizes um **Potenziale** und nicht um Messungen. Deshalb wird in den meisten Fällen für die Interpretation nicht die Verwendung der

absoluten Werte der Grazing-Indizes empfohlen, sondern die logarithmisch-abgestuften Effektklassen von 1 bis 7.

2. Das Rechenmodell basiert wesentlich auf **Quotienten**. Wird der Wert im Nenner, hier die fressbare Phytoplankton-Fraktion, sehr klein, steigt der Gesamtwert stark mit einem nicht-linearen Verlauf an. Das wird z.T. durch die logarithmische Skalierung der Effektklassen kompensiert.
3. Eine geringe Futterqualität steht nicht unbedingt in Widerspruch zu einer hohen Grazing-Effektstärke. Denn eine geringe fressbare Nahrungsmenge ist in diesem Zusammenhang nicht die Ursache für die hohe Grazer-Biomasse, sondern deren Ergebnis. Die geringe Futterqualität wirkt sich erst mit **Zeitverzögerung** auf die Reproduktion des Metazooplanktons aus, während das Grazing-Potenzial eher eine Abschätzung des unmittelbar wirksamen Fraßdrucks der Herbivoren darstellt. Bevor sich eine Veränderung der Menge und Qualität der Nahrung in der Biomasse des Zooplanktons niederschlägt, muss mindestens ein kompletter Generationszyklus durchlaufen werden. Bei Daphnien kann sich also abhängig von Temperatur und Todesrate z.B. frühestens nach ca. einer Woche eine Erhöhung/Verminderung der Abundanz messen lassen. Deshalb ist es in diesem Zusammenhang sehr wichtig, ob es sich bei den betrachteten Indizes um Mittelwerte für einen längeren Zeitraum oder einzelne Probenstermine handelt und inwieweit das **arithmetische Mittel** die natürliche Streuung repräsentiert. Liegen die Daten der einzelnen Probenstermine weit auseinander ist generell Vorsicht bei der Interpretation geboten.
4. Ein anderer Fall ist das **Klarwasserstadium**, welches meist nur von relativ kurzer Dauer ist und wo einer hohen Cladoceren-Biomasse äußerst geringe Nahrungsmengen gegenüberstehen. Daraus ergibt sich dann rechnerisch ein extrem hohes Grazing-Potenzial (Effektklasse 7). Das Klarwasserstadium ist der Endpunkt (!) einer überstarken Ausbeutung der eigenen Nahrungsgrundlage, die eine Hungerphase für die Daphnien und die Entwicklung fraßresistenter Algen (z.B. Cyanobakterien, koloniale Grünalgen) mit geringer Futterqualität zur Folge hat.
5. **Saisonale Aspekte** müssen generell bei der Interpretation der PHYTOLOSS-Indizes beachtet werden. Eine geringe **Körpergröße der Cladoceren** (MCM, CSI) kann zu unterschiedlichen Jahreszeiten eine unterschiedliche Bedeutung haben. Im Sommer repräsentiert ein niedriger Wert einen starken Fraßdruck durch planktivore Fische, die größenselektiv jagen. Im Frühjahr spiegelt sich darin die Populationsentwicklung wider: Erstens durch Abfolge von schnellwachsenden, kleinen Cladoceren-Arten hin zu großen Arten und zweitens durch sich entwickelnde juvenile Kohorten von Daphnien mit anfangs geringer Körpergröße.
6. In den meisten Fällen ist nicht ein einzelner Faktor (Futterqualität, Nahrungsmenge, Prädation, etc.), sondern das **Zusammenspiel** von z.B. deutlich verringerter Futterqualität bei unverändert hohen Todesraten schon für den Zusammenbruch einer Grazer-Population ausreichend, wenn dadurch die Populationswachstumsrate r negativ wird.
7. Ein weiterer natürlicher Variationsfaktor sind **komplexe Verhaltensstrategien** einiger Herbivorenarten. Durch die tägliche Vertikalwanderung (DVM) von z.B. *Daphnia hyalina* zum Schutz vor Räubern in sehr tiefen Seen meidet diese Art tagsüber (während der Probenahme!) die phytoplanktonreichen, oberflächennahen Wasserschichten. *Daphnia magna* ist u.a. durch die Besonderheiten ihres Filtrationsappa-

rates in der Lage auch Detritus vom Gewässergrund der Flachseen als Nahrung zu verwerten, was nicht in der Futterqualitätsmatrix berücksichtigt werden konnte.

8. Weiterhin sind viele Metazooplankter nicht im strengen Sinne herbivor, sondern omnivor – zumindest in bestimmten Entwicklungsphasen. Fehlende Forschungsergebnisse für viele Einzelarten führten im PHYTOLOSS-Verfahren zu einer Futterqualitätsmatrix auf Gildenbasis und mit grob-skalierten Futterqualitätsfaktoren (FQF). In diesem Rahmen wurde der **Omnivorie** innerhalb des Metazooplanktons bei der Einteilung in Nahrungsgilden und bei der Zuordnung von Futterqualitätsfaktoren Rechnung getragen, wodurch sich z.B. die relative Futterqualität einer Phytoplankton-Gilde für eine Zooplankton-Gilde vermindern konnte. Die tatsächliche Komplexität lässt sich damit aber nur bedingt abbilden. So geht die prinzipiell bisher nur schwer zu quantifizierende Bedeutung von nicht-pigmentierten Bakterien als Nahrung für Cladoceren nicht in die Berechnung der PHYTOLOSS-Indizes ein, das gleiche gilt für die Protozoen als potentielle Nahrungsressource für verschiedene "Herbivore".

Trotz dieser Einschränkungen kann mithilfe der PHYTOLOSS-Indizes aber in vielen Situationen die relative Bedeutung von Grazing und Prädation als wichtige Interaktionen im Nahrungsnetz in Bezug auf die Entwicklung des Phytoplanktons besser eingeschätzt werden. Ein weiterer Vorteil ist die Möglichkeit mithilfe dieser Indizes ähnliche Situationen in unterschiedlichen Gewässern (Seentypen, Talsperren, Regionen) besser miteinander vergleichen und auch als Graphik präsentieren zu können. Für weitere Hinweise zur Interpretation der PHYTOLOSS-Ergebnisse siehe auch die ausführliche Anleitung zum PHYTOLOSS-Verfahren.

6 Wie können die PhytoLoss-Indizes zur Interpretation von Nahrungsnetz-Interaktionen verwendet werden?

Die PHYTOLOSS-Grazing-Indizes können bei der Interpretation der trophischen Verhältnisse in einem Gewässer und insbesondere für die Abschätzung der Bedeutung von Nahrungsnetz-Interaktionen sehr hilfreich sein. Das wird im Folgenden kurz anhand des Gülper Sees demonstriert. Im Mittelpunkt stehen dabei die Cladoceren als die bedeutendste Gruppe des herbivoren Metazooplanktons.

Das Vorgehen bei der Interpretation richtet sich nach der Fragestellung. In jedem Fall ist eine erste Orientierung über die grundlegenden Verhältnisse in dem zu untersuchenden See zum gegebenen Zeitraum erforderlich (Mixis, Trophie, Temperatur/Jahreszeit, abiotische Stressoren, Dominanzverhältnisse im Plankton, etc.). Vereinfacht sind die Interpretationsmöglichkeiten, wenn z.B. offensichtlich kaum Zooplankton vorhanden ist (Z/P, MGI, CGI niedrig) oder umgekehrt eine sehr starke Dominanz und Biomasse von effektiven Filtrierern vorherrscht und alle Indizes fast denselben hohen Wert annehmen. Als Interpretationshilfe eignen sich die Indizes vor allem, wenn sie entweder Extremwerte annehmen, d.h. Effektklasse ist größer gleich 5 bzw. kleiner gleich 2, und/oder große Differenzen zwischen den Indexpaaren, z.B. FQI–FQIC, Z/P–MGI und CGI–Z/P auftreten.

Das Z/P-Verhältnis dient zur ersten Abschätzung der möglichen Grazing-Stärke. Ein niedriger Wert ist in eutrophen Gewässern im Sommer typisch, bedeutet aber nach dem hier verfolgten Ansatz nicht automatisch, dass das Zooplankton-Grazing keine Bedeutung hat. In den meisten Fällen ist die Biomasse des fraßresistenten Phytoplanktons so hoch, dass die Futterqualität des gesamten Phytoplanktons gering ist. Das kann anhand von P_{ed} und FQI

überprüft werden. FQI-Werte $\leq 20\%$ kennzeichnen eine geringe und Werte oberhalb von ca. 60% dagegen eine gute Futterqualität. Auch die absolute Phytoplankton-Biomasse kann einen Hinweis auf eine schlechte Futterqualität geben, weil insbesondere Filtrierer, je nach Körpergröße, unterhalb bestimmter kritischer Konzentrationen nicht mehr effektiv Nahrung zur Reproduktion aufnehmen können. Nach Lampert (1978) liegt z.B. der Schwellenwert zur Eiproduktion bei Daphnien bei ca. $0,4\text{ mg/l}$ Trockenmasse (ca. $4\text{ mm}^3/\text{l}$ Biovolumen). Unter dauerhaft oligotrophen Bedingungen führt dies zur Dominanz von Copepoden und dem Verschwinden kleiner Cladoceren mit deutlich höheren Schwellenwerten aus dem Pelagial. Im PHYTOLOSS-Verfahren hat sich die Verwendung von ähnlichen Schwellenwerten noch nicht eindeutig bewährt und muss weiter geprüft werden. Dabei könnten die langen Probenahmeabstände und alternative Nahrungsangebote (Bakterien, Detritus, Protozoen) eine Rolle spielen.

Beträgt die positive Differenz zwischen CGI und Z/P ("IDE-Indikator") mindestens 3 Effektklassen, ist dies ein "Warnsignal" für einen inversen Grazing-Effekt, wie er in Kapitel 4.6.2 beschrieben wird. Da hier eine hohe Grazer-Biomasse nicht mehr das Phytoplankton kontrolliert, sondern "entkoppelt" ist, kann von einem stark degradierten Systemzustand gesprochen werden. Dies geht mit einer niedrigen Futterqualität ($\leq 25\%$) einher, wie sie typischerweise in polytrophen Seen im Sommer auftritt (s. Beispiel Gülper See, Kapitel 6.1).

In dieser Situation ist es wichtig die Größenstruktur des Zooplanktons anhand des MCM, aber auch der dominanten Arten, zu betrachten. In Fällen, wie z.B. Dümmer 2010, wo der MCM hoch und von *Daphnia magna* bestimmt wurde, kann auch die für diese Spezies bekannte Verwendung benthischer Algen oder von Detritus als alternative Nahrungsquellen, die nicht im PHYTOLOSS-Verfahren erfasst werden, zu dem Missverhältnis zwischen den beiden Grazing-Indizes beitragen. Es hat sich aber gezeigt, dass so eine Situation nicht nur extrem selten, sondern angesichts des hohen Grazing-Drucks auch instabil ist. Typischerweise ist es aber genau umgekehrt, das filtrierende Cladoceren-Plankton ist im Sommer sehr klein (*Bosmina*, *Chydorus*, etc.) und weist neben anderen Indizien, z.B. "Verbüttung" der Weißfischbestände, auf einen sehr hohen Fraßdruck durch planktivore Fische hin. Daraus lassen sich - je nach Einzelfall - Handlungsempfehlungen zur Fischereibewirtschaftung ableiten, um den MCM als Zielwert deutlich zu erhöhen. Um der Bedeutung solcher Entwicklungen auch in der PHYTOLOSS-Gesamtbewertung Rechnung zu tragen, wird als Endergebnis die Grazing-Effektstärke (GES) angegeben. Sie nimmt den höchsten Wert der beiden Indizes Z/P bzw. MGI an.

Eine andere Sichtweise auf die Nahrungsnetz-Interaktionen ist es nach den möglichen Gründen für das Fehlen von großen Cladoceren als Hauptfiltrierer zu fragen. Denn bei optimaler Futterqualität sind große Cladoceren gegenüber kleinen Arten physiologisch deutlich im Vorteil. Es sollten der Reihe nach die möglichen Hauptfaktoren geprüft werden, wie Seetyp/Hydrologie, Temperatur/Jahreszeit, Futtermenge, Futterqualität und Prädationsdruck durch Fische. Wünschenswert wäre auch eine Erfassung der nicht selten auftretenden Parasitierung oder Verpilzung ganzer Populationen, die ein schnelles Absterben bewirken kann, was aber nur selten in der Zooplankton-Analyse berücksichtigt wird.

Das Beispiel einer Winterprobe (Februar 2000) aus dem Großen Ratzeburger See (Süd) zeigt optimale Futterbedingungen für Cladoceren (FQIC= 100%), trotzdem findet laut CGI kein Grazing durch Cladoceren statt. Die Erklärung liegt hier offensichtlich in den niedrigen Wassertemperaturen, die die Cladoceren-Entwicklung verhindern. Im Sommer wirken die Top-Down-Kontrolle durch Fische und die Bottom-Up-Kontrolle durch Nahrungsmenge und -qualität gleichzeitig auf die Cladoceren. Neben den PHYTOLOSS-Indizes kann die Betrachtung

der Plankton-Entwicklung im Frühjahr/Frühsummer (März–Mai) hilfreich sein, wenn Fischfraß noch keine Rolle spielt. Mithilfe der gildenspezifischen Indizes kann jetzt der Aspekt der Nahrungsqualität und -menge differenzierter auch für andere Zooplankton-Gruppen als die Cladoceren eingeschätzt werden.

Im Laufe der Entwicklung von PHYTOLOSS wurde die alleinige Fokussierung der Grazing-Indizes auf die Cladoceren abgeschwächt, weil sich anhand eines Testdaten-satzes zeigte, dass mit hoher indikativer Bedeutung auch andere Gruppen des Metazooplanktons z.T. erheblich zum Grazing-Potential beitragen können. Gilden(gruppen)-spezifische Grazing-Indizes, wie z.B. der RGI (Rotatorien-Grazing-Index) verdeutlichen das. Auch die partiellen MGI (pMGI) geben darüber Auskunft, wie stark der Beitrag der verschiedenen Gilden(gruppen) zum MGI ist, d.h. der potentiellen Grazing-Effektstärke bezogen auf das fressbare Phytoplankton. In knapp 20 % der Seenjahre (N=465) indizierten die gildenspezifischen Grazing-Indizes einen erheblichen Beitrag von anderen Gruppen als den Cladoceren.

6.1 Beispiel: Gülper See – Typ 11.1 – Sommer 2005 (Abb. 2)

Der polymiktische Flachsee "Gülper See" in Brandenburg liegt in einem bekannten Vogelschutzgebiet, ist aber als Gewässer im Sommer 2005 in einem hocheutrophen Zustand. Das spiegelt sich auch im hohen Metazooplankton-Biovolumen von 11,9 mm³/l und dem hohen Anteil der Rotatorien daran wider. Die Futterqualität für das Metazooplankton ist durch die starke Dominanz von Cyanobakterien sehr gering (FQI = 10 %). Auf einzelne Zooplankton-Gruppen bezogen, ist der Anteil der fressbaren Biomasse so gering, dass die gerundete Futterqualität bei 0 % liegt. Das gesamte Grazing-Potential ist trotzdem sehr hoch (MGI = 6). Die hohe Differenz zwischen dem Grazing-Index CGI und Z/P von 6 Effektklassen weist hier deutlich auf einen inversen Grazing-Effekt hin, wie sich auch an der **Sternform des Radar-diagramms** ablesen lässt. Den größten Beitrag am Community Grazing Potential haben die Cladoceren, hier hauptsächlich die kleine Art *Chydorus sphaericus*, und die Rotatorien. Größere Herbivore, wie Daphnien oder Calanoide, fehlen ganz, was sich auch in einer hohen FPI-Effektklasse von 6 niederschlägt. Alles deutet auf einen extrem starken Prädationseffekt planktivorer Fische auf die Zusammensetzung des Metazooplanktons hin. Die "übrig gebliebenen" kleinen Arten sind zahlreich vertreten, aber nicht in der Lage das Phytoplankton zu konsumieren. Im Gegenteil, durch starken Fraßdruck auf die fressbare Fraktion wird die Dominanz der nicht-fressbaren Cyanobakterien noch stabilisiert. Viele der kleinen Zooplankter sind zusätzlich in der Lage auf andere Nahrungsquellen, insbesondere heterotrophe Bakterien, zurückzugreifen.

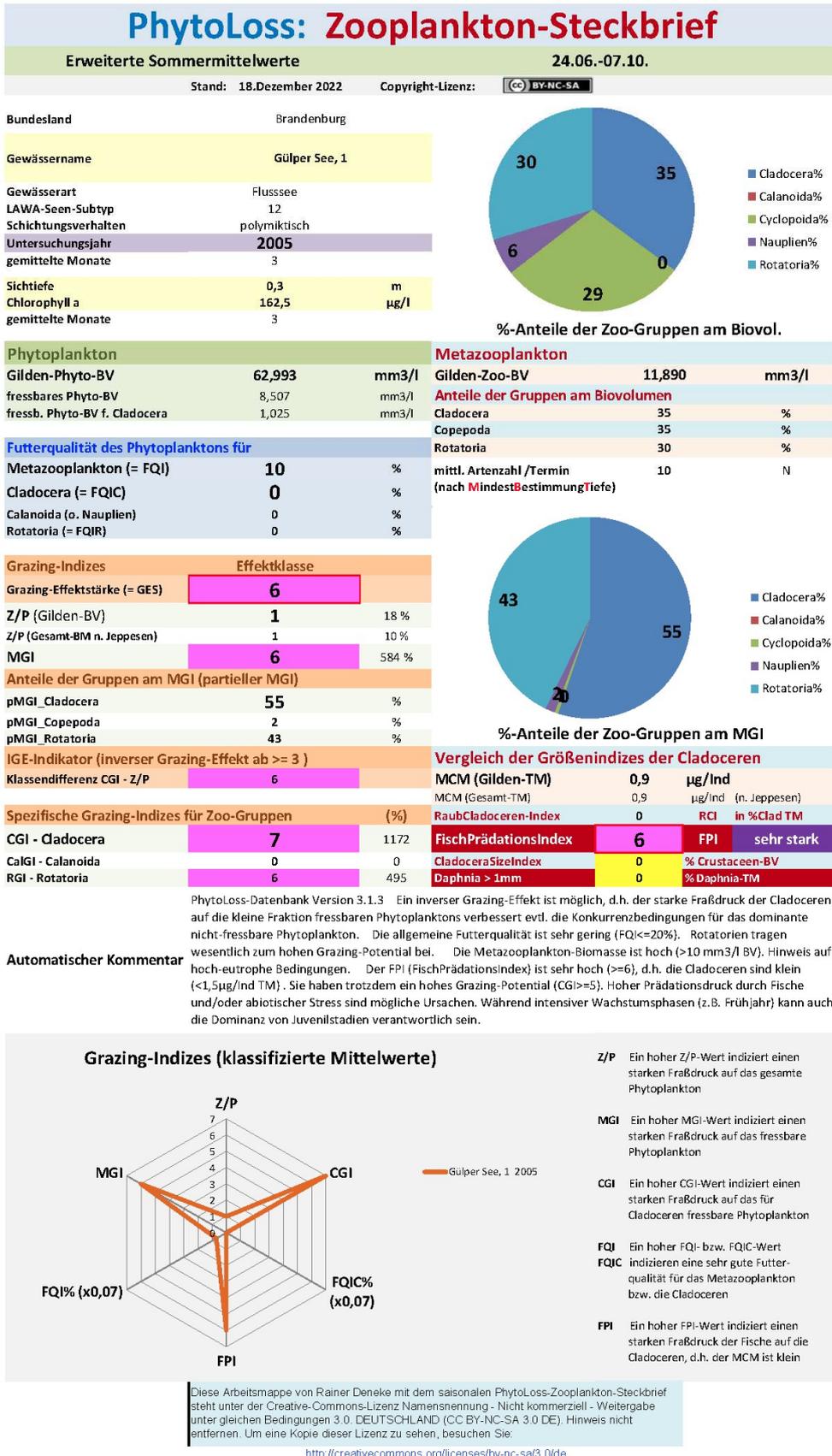


Abbildung 2: Beispiel der zusammenfassenden Ausgabe von ausgewählten PHYTOLOSS und anderen Indizes durch den vom Programm automatisch generierten „Zooplankton-Steckbrief“, hier am Beispiel des Gülper Sees 2005

7 Literatur

- Benndorf, J., 1994. Sanierungsmaßnahmen in Binnengewässern: Auswirkungen auf die trophische Struktur. *Limnologica* 24: 121–135.
- Benndorf, J., 1995. Possibilities and limits for controlling eutrophication by biomanipulation. *Int. Rev. ges. Hydrobiol.* 80: 519–534.
- Black, A.R. & S.I. Dodson, 2003. Ethanol: a better preservation technique for *Daphnia*. *Limnol. Oceanogr. Methods* 1: 45-50.
- Böing, W., A. Wagner, H. Voigt, T. Deppe & J. Benndorf, 1998. Phytoplankton responses to grazing by *Daphnia galeata* in the biomanipulated Bautzen reservoir. *Hydrobiologia* 389: 101-114.
- Böttjer, D., C.E. Morales & U. Bathmann, 2010. Trophic role of small cyclopoid nauplii in the microbial food web: a case study in the coastal upwelling system off Central Chile. *Mar. Biol.* 157: 689-705.
- Bottrell, H. H., A. Duncan, Z. M. Gliwicz, E. Grygierek, A. Herzig, A. Hillbricht-Ilkowska, H. Kurasawa, P. Larsson & T. Weglenska, 1976. A review of some problems in zooplankton production studies. *Norw. J. Zool.* 24: 419-456.
- Brendelberger, H., 1985. Filter mesh-size and retention efficiency for small particles: comparative studies with Cladocera. *Arch. Hydrobiol. Beih. (Ergebn. Limnol.)* 21: 135-146.
- Brendelberger, H., M. Herbeck, H. Lang & W. Lampert, 1986. *Daphnia*'s filters are not solid walls. *Arch. Hydrobiol.* 107: 197-202.
- Brooks, J.L. & S.I. Dodson, 1965. Predation, body size and composition of plankton. *Science* 150: 28–35.
- Burns, C.W., 1968. The relationship between body size of filter-feeding Cladocera and the maximum size of particle ingested. *Limnol. Oceanogr.* 13: 675-678.
- DeMott, W.R., 1982. Feeding selectivities and relative ingestion rates of *Daphnia* and *Bosmina*. *Limnol. Oceanogr.* 27: 518-527.
- DeMott, W.R., 1985. Relations between filter mesh-size, feeding mode, and capture efficiency for cladocerans feeding on ultrafine particles. *Arch. Hydrobiol. Beih. (Ergebn. Limnol.)* 21: 125-134.
- DeMott, W.R., 1986. The role of taste in food selection by freshwater zooplankton. *Oecologia* 69: 1432-1439.
- DeMott, W.R., 1988. Discrimination between algae and artificial particles by freshwater and marine copepods. *Limnol. Oceanogr.* 33: 397-408.
- DeMott, W.R. & M.D. Watson, 1991. Remote detection of algae by copepods: responses to algal size, odors and motility. *J. Plankton Res.* 13: 1203-1222.
- Deneke, R., 2008. Möglichkeiten und Grenzen der Indikation ökologischer Zustände von Seen mithilfe des Zooplanktons. Erweiterte Zusammenfassung der Jahrestagung der Deutschen Gesellschaft für Limnologie (DGL) in Münster. Eigenverlag der DGL: 373–377.
- Deneke, R. & R. Vogl, 2023. PhytoLoss-Online 4.X. Bedienungsanleitung. Stand: 01.Mai 2023. Im Rahmen des Länderfinanzierungsprogramms „Wasser, Boden und Abfall“ 2022. LAWA-Projekt Nr. O 3.22. Berlin, 24 S
- Deneke, R., G. Maier & U. Mischke, 2015. Das PhytoLoss-Verfahren. Berücksichtigung des Zooplanktons in der Seebewertung nach EU-WRRRL durch die Ermittlung der Grazing-Effektstärke und anderer Indizes. Ausführliche Verfahrensvorschrift. Stand: März 2015, Version 2.0. Im Auftrag der LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser, Expertenkreis Seen), Projekt O8.12 (Projektmodul PhytoLoss), Berlin, 130 S.
- Deneke, R., G. Maier & U. Mischke, 2014. Das PhytoLoss – Modul. Kurzanleitung. Stand: Dezember 2014. Im Auftrag der LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser, Expertenkreis Seen), Projekt O8.12 (Projektmodul PhytoLoss), Bad Saarow: 32 S.
- DIN EN 15110. Wasserbeschaffenheit Anleitung zur Probenahme von Zooplankton in stehenden Gewässern (M 16).
- Dumont, H.J., 1977. Biotic factors in the population dynamics of rotifers. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol.* 8: 98-122.
- Dumont, H.J., I. Van de Velde & S. Dumont, 1975. The dry weight estimate of biomass in a selection of Cladocera, Copepoda and Rotifera from the plankton, periphyton and benthos of continental waters. *Oecologia* 19: 75-97.
- Ejsmont-Karabin, J., 1974. Studies on the feeding of planktonic polyphage *Asplanchna priodonta* GOSSE (Rotatoria). *Ekol. Pol.* 22: 311-317.

- EU-WRRL, 2000. Richtlinie 2000/60/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 23. Oktober 2000 zur Schaffung eines Ordnungsrahmens für Maßnahmen der Gemeinschaft im Bereich der Wasserpolitik. Amtsblatt der EU vom 22.12.2000 (L327/1).
- Fryer, G., 1957. The food of some freshwater cyclopoid copepods and its ecological significance. *J. Anim. Ecol.* 26: 263-286.
- Gannon, J.E. & R.S. Stemberger, 1978. Zooplankton (Especially Crustaceans and Rotifers) as Indicators of Water Quality. *Transactions of the American Microscopical Society*, 97 (1): 16-35.
- Geller, W. & H. Müller, 1981. The filtration apparatus of Cladocera: Filter mesh sizes and their implications on food selectivity. *Oecologia* 49: 316-321.
- Gilbert, J.J. & M.W. Durand, 1990. Effect of *Anabaena flos-aquae* on the ability of *Daphnia* and *Keratella* to feed and reproduce on unicellular algae. *Freshwat. Biol.* 24: 577-596.
- Gliwicz, Z.M., 1969. Studies on the feeding of pelagic zooplankton in lakes with varying trophic. *Ecol. Pol.* 36: 664-707.
- Gliwicz, Z.M., 1977. Food size election and seasonal succession of filter feeding zooplankton in an eutrophic lake. *Ekol. Pol.* 25: 179-225.
- Gliwicz, Z.M. & E. Siedlar, 1980. Food size limitation and algae interfering with food collection in *Daphnia*. *Arch. Hydrobiol.* 88: 155-177.
- Gophen, M. & W. Geller, 1984. Filter mesh size and food particle uptake by *Daphnia*. *Oecologia* 64: 408-412.
- Große, N., 2009. Bewertung von Zooplankton im Hinblick auf dessen Wirkung auf die Biofiltration in Trinkwassertalsperren. Endbericht 07.10.2009. ATT Arbeitsgemeinschaft Trinkwassertalsperren e.V., Dresden: 122 S.
- Hall, D.J., S.T. Threlkeld, C.W. Burns & P.H. Crowley, 1976. The Size-Efficiency Hypothesis and the Size Structure of Zooplankton Communities. *Annual Review of Ecology and Systematics* 7: 177-208.
- Hart, R.C. & B. Santer, 1994. Nutritional suitability of some uni-algal diets for freshwater calanoids: unexpected inadequacies of commonly used edible greens and others. *Freshwat. Biol.* 31: 109-116.
- Hawkins, P. & W. Lampert, 1989. The effect of *Daphnia* body size on filtering rate inhibition in the presence of a filamentous cyanobacterium. *Limnol. Oceanogr.* 34: 1084-1089.
- Heerkloß, R. & S. Hiawa, 1995. Feeding biology of two brachionid rotifers: *Brachionus quadridentatus* and *Brachionus plicatilis*. *Hydrobiologia* 313-314: 219-221.
- Hopp, U. & G. Maier, 2005a. Survival and development of five species of cyclopoid copepods in relation to food supply: experiments with algal food in a flow-through system. *Freshwat. Biol.* 50: 1454-1463.
- Hopp, U. & G. Maier, 2005b. Implications of the feeding limb morphology for herbivorous feeding in some freshwater cyclopoid copepods. *Freshwat. Biol.* 50: 742-747.
- Hopp, U., R. Bleher & G. Maier, 1997. Reproduction and adult longevity of five species of planktonic cyclopoid copepods reared on different diets: a comparative study. *Freshwat. Biol.* 38: 289-300.
- Jeppesen, E., J.P. Jensen, M. Søndergaard, T. Lauridsen, L.J. Pedersen & L. Jensen, 1997. Top-down control in freshwater lakes: the role of nutrient state, submerged macrophytes and water depth. *Hydrobiologia* 342/343: 151-164.
- Jeppesen, E., P. Nøges, T.A. Davidson, J. Haberman, T. Nøges, K. Blank, T.L. Lauridsen, M. Søndergaard, C. Sayer, R. Laugaste, L.S. Johansson, R. Bjerring, S.L. Amsinck, 2011. Zooplankton as indicators in lakes: a scientific-based plea for including zooplankton in the ecological quality assessment of lakes according to the European Water Framework Directive (WFD). *Hydrobiologia*, Vol. 676 (1): 279-297
- Jersabek, C.D. & M.F. Leitner, 2013. The Rotifer World Catalog. World Wide Web electronic publication, accessed February 2014. <http://www.rotifera.hausdernatur.at>
- Jersabek, C.D., W.H. De Smet, C. Fischer, D. Fontaneto, E. Michaloudi, R.L. Wallace, H. Segers, 2012. List of Available Names in Zoology, candidate part Phylum Rotifera, species-group names established before 1 January 2000. 1) Completely defined names (A-list), 217 pp. and 2) incompletely defined names, with no types known (B-list), 53 pp.
- Karabin, A., 1985. Pelagic zooplankton (Rotatoria + Crustacea) variation in the process of lake eutrophication II Modifying effect of biotic agents. *Ecol. Pol.* 33 :617-644.
- Kotov, A., L. Forró, N.M. Korovchinsky & A. Petrusek, 2013. World checklist of freshwater Cladocera species. World Wide Web electronic publication. Available online at <http://fada.biodiversity.be/group/show/17>

- Lampert, W., 1978. A field study on the dependence of fecundity of *Daphnia spec.* on food concentration. *Oecologia* (Berlin) 36: 363–369.
- Lampert, W., 1982. Further studies on the inhibitory effects of the toxic blue-green *Microcystis aeruginosa* on the filtering rate of zooplankton. *Arch. Hydrobiol.* 95: 207-220.
- Lampert, W., 1987. Laboratory studies on zooplankton-cyanobacteria interactions. *New Z. J. mar. Freshwat. Res.* 21: 483–490.
- Lampert, W., 1988. The relative importance of food limitation and predation in the seasonal cycle of two *Daphnia* species. *Verh. int. Ver. Limnol.* 23: 713–718.
- Lampert, W. & B.E. Taylor, 1985. Zooplankton grazing in a eutrophic lake: implications of diel vertical migration. *Ecology* 66 (1): 68-82.
- Lampert, W. & U. Sommer, 1999. *Limnoökologie*. 2. Auflage. Georg Thieme Verlag, Stuttgart, New York: 489 S.
- Lampert, W., W. Fleckner, H. Rai & B.E. Taylor, 1986. Phytoplankton control by grazing zooplankton: a study on the spring clear-water phase. *Limnology and Oceanography* 31: 478–490.
- LVLim, 2012. *Leistungsverzeichnis für Limnologie (LVLim) - Gewässerökologische Untersuchungen*. 2. überarbeitete Auflage. Eigenverlag der Deutschen Gesellschaft für Limnologie (DGL): 78 S. ISBN 978-3-9813095-1-5.
- Maier, G. & H.B. Stich, 2012. *Projekt Zooplankton. Länge, Volumen, Masse. Bericht des Instituts für Seenforschung 12. Landesanstalt für Umwelt, Messungen und Naturschutz Baden-Württemberg (LUBW)(Hrsg.): 37 S. ISSN 1437-0166*
- Mauch, E., U. Schmedtje, A. Maetze & F. Fischer, 2011. *Taxaliste der Gewässerorganismen Deutschlands zur Kodierung biologischer Befunde*. Bayerisches Landesamt für Wasserwirtschaft (Hrsg.): http://www.lfu.bayern.de/wasser/gewaesserqualitaet_fluesse/qualitaetssicherung/index.htm,
- McCauley, E., 1984. The estimation of the abundance and biomass of zooplankton in samples. In J.A. Downing & F.H. Rigler (Eds.), *A manual on methods for the assessment of secondary productivity in fresh waters*. 2nd ed. Blackwell Scientific Publications, Oxford: p. 501.
- McQueen, D.J. & N.D. Yan, 1993. Metering filtration efficiency of freshwater zooplankton hauls. *Reminders from the past. J. Plankton Res.* 15: 57-65.
- Mischke, U., U. Riedmüller, E. Hoehn & B. Nixdorf, 2008. *Praxistest zur Bewertung von Seen anhand des Phytoplanktons gemäß EU-WRRL*. In U. Mischke & B. Nixdorf (Hrsg.), *Gewässerreport 10*, BTU Cottbus Aktuelle Reihe 2/2008: 7–115. ISBN 978-3-940471-06-2.
- Mischke, U., U. Riedmüller, E. Hoehn & B. Nixdorf, 2014. *Verfahrensbeschreibung für die Bewertung von Seen mit dem Phyto-See-Index. Aktualisierung gemäß den Ergebnissen der Projekte des Länderfinanzierungsprogrammes O 3.06, O 7.08, O 9.08, O 9.09, O 4.10*. Stand: Dezember 2014.
- Nixdorf, B., E. Hoehn, U. Riedmüller, U. Mischke, I. Schönfelder & M. Bahnwart, 2008. *Anforderungen an Probenahme und Analyse der Phytoplanktonbiozönosen in Seen zur ökologischen Bewertung gemäß der EU-WRRL*. In U. Mischke & B. Nixdorf (Hrsg.), *Gewässerreport Nr. 10*. BTU Cottbus Aktuelle Reihe 2/2008, Eigenverlag: 147-184. ISBN 978-3-940471-06-2
- Oomas-Wilms, A., 1997. Are bacteria an important food source for rotifers in eutrophic lakes? *J. Plankton Res.* 19: 1125-1141.
- Padisák, J. & R. Adrian, 1999. 5.1 Biovolumen und Biomasse. In W. von Tümpling & G. Friedrich (Hrsg.), *Biologische Gewässeruntersuchung. Methoden der Biologischen Wasseruntersuchung 2*. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart: 334-367.
- Paffenhöfer, G.-A., 1998. On the relation of structure, perception and activity in marine planktonic copepods. *J. Marine Systems* 15: 457-473.
- Pauli, H.-R., 1989. A new method to estimate individual dry weights of rotifers, *Hydrobiologia* 186/187: 355-361.
- Ramos-Rodriguez, E. & J.M. Conde-Porcuna, 2003. Nutrient limitation on a planktonic rotifer: Life history consequences and starvation resistance. *Limnol. Oceanogr.*, 48(2): 933–938.
- Ronneberger, D., 1998. Uptake of latex beads as size-model for food of planktonic rotifers. *Hydrobiologia* 387-388:445-449.
- Rothhaupt, K.O., 1990. Differences in particle size-dependent feeding efficiencies of closely related rotifer species. *L & O* 35: 16-23.

- Rothhaupt, K.O., 1997. Grazing and nutrient influences of *Daphnia* and *Eudiaptomus* on phytoplankton in laboratory microcosms. *J. Plankton Res.* 19: 125-139.
- Ruttner-Kolisko, A., 1977. Suggestions for biomass calculation of plankton rotifers.- *Archiv für Hydrobiologie Beihefte Ergebnisse der Limnologie* 8: 71-76.
- Salmaso, N. & J. Padisák, 2007. Morpho-functional groups and phytoplankton development in two deep lakes (Lake Garda, Italy and Lake Stechlin, Germany). *Hydrobiologia* 578: 97–112.
- Santer, B. & F. van den Bosch, 1994. Herbivorous nutrition of *Cyclops vicinus*: the effect of a pure algal diet on feeding, development, reproduction and life cycle. *J. Plankton Res.* 16: 171-195.
- Schumpelick-Deuschel, B., 1995. Einfluss der Populationsstruktur, Verteilung und Biomasse des Planktons auf das Community Grazing im Hallwilersee. Dissertation Nr. 11293. TH Zürich.
- Schwoerbel, J., 1994. Methoden der Hydrobiologie. Spektrum Akademischer Verlag; Gustav Fischer. 368pp.
- Segers, H., 2007. Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotifera) with 313 notes on nomenclature, taxonomy and distribution. *Zootaxa* 1564: 1–104.
- Sommer, U., 2008. Trophic cascades in marine and freshwater plankton. *International Review of Hydrobiology* 93: 506-516.
- Sommer, U. & F. Sommer, 2005. Cladocerans versus copepods: the cause of contrasting top-down controls on freshwater and marine phytoplankton. *Oecologia* 147: 183-194.
- Sommer, F., H. Stibor, U. Sommer & B. Velimirov, 2000. Grazing by mesozooplankton from Kiel Bight, Baltic Sea, on different sized algae and natural seston size fraction. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 199: 43-53.
- Sommer, U., F. Sommer, B. Santer, C. Jamieson, M. Boersma & T. Hansen, 2001. Complementary impact of copepods and cladocerans on phytoplankton. *Ecology Letters* 4: 545-550.
- Stich, H.B., G. Maier & A. Hoppe, 2010. Projekt Zooplankton-Probenahme – Bericht der LUBW Landesanstalt für Umwelt, Messungen und Naturschutz Baden-Württemberg 25 Seiten. <http://www.lubw.baden-wuerttemberg.de/servlet/is/216177/>
- TGL 27885/01, April 1982. Nutzung und Schutz der Gewässer - Stehende Binnengewässer, Klassifizierung. Verlag für Standardisierung, Ministerium für Umweltschutz und Wasserwirtschaft d. DDR, Berlin.
- Toth, L.G. & N.P. Zankai, 1985. Feeding of *Cyclops vicinus* (Uljanin) (Copepoda: Cyclopoida) in Lake Balaton on the basis of gut content analysis. *Hydrobiologia* 122: 252-260.
- Von Tümpling, W. & G. Friedrich, 1999. Biologische Gewässeruntersuchung. Methoden der Biologischen Wasseruntersuchung 2. Gustav Fischer Verlag, Jena, Stuttgart.
- Walter, T.C. & G. Boxshall, 2013. World of Copepods database. Accessed through: World Register of Marine Species in February 2014. <http://www.marinespecies.org>
- Walz, N., S.S.S. Sarma & U. Benker, 1995. Egg size in relation to body size in rotifers: an indication of reproductive strategy? *Hydrobiologia* 313-314 (1): 165-170.
- Wetzel, R.G., 1983. *Limnology*. 2nd ed. Saunders College Publishing, Philadelphia, etc.
- Willmitzer, H., N. Große, A. Mehling, A. Nienhüser, W. Scharf & H.B. Stich, 2010. Bewertung und Bedeutung der Biofiltration des Zooplanktons zur Verbesserung der Wasserqualität in Talsperren. *gwf-Wasser/Abwasser* 11/2013: 1070–1075.

8 Copyright

Creative-Commons-Lizenz Namensnennung - Nicht kommerziell - Weitergabe unter gleichen Bedingungen 3.0. DEUTSCHLAND (CC BY-NC-SA 3.0 DE). Diese Lizenz gilt auch für die Software „PHYTOLOSS-Online“. Um eine Kopie dieser Lizenz zu sehen, besuchen Sie:

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/3.0/de>

Zur Qualitätssicherung werden PHYTOLOSS, die Übergabeformate, sowie diese Verfahrensanleitung mit einer Versionsnummer oder einem Erstellungsdatum versehen, die stets mit dokumentiert werden soll. Dadurch werden ggf. Änderungen in der Interaktionsmatrix (Gildendefinition, Futterqualitätsfaktoren) und bei anderen wichtigen Bestandteilen dieses Verfahrens kenntlich gemacht.

9 Anhang I

Literaturrecherche und Definition von Nahrungsgilden (Gerhard Maier)

Literatur-Referenzen siehe Kapitel 7 Literatur.

9.1 Einteilung des Zooplanktons in Nahrungsgilden

Die **Rotatorien** wurden anhand von Literaturangaben (z.B. Gliwicz, 1969; Ejsmont-Karabin, 1974; Dumont, 1977; Karabin, 1985; Rothhaupt, 1990; Heerkloß & Hiawa, 1995; Oomas-Wilms, 1997; Ronneberger, 1998) in zwei Großgruppen untergliedert:

die Nannoplanktonfresser und die "Spezialisten". Die Nannoplanktonfresser (deutliche Mehrzahl der Rotatorien-Taxa) nehmen Partikel in der Größenordnung weniger Mikrometer auf (überwiegend bis ca. 5 µm, maximal bis 10 µm). Hierzu gehören z.B. kleine Chryomonaden, Cryptomonaden oder Chlorophyceen (s. Dumont, 1977). Nicht separat abgegrenzt innerhalb dieser Gruppe wurden Taxa, wie z.B. *Anuraeopsis fissa*, mit einem hohen baktivioren Nahrungsanteil, die neben Bakterien auch die genannten kleinen Algen aufnehmen. Ebenfalls unberücksichtigt blieb eine mögliche, sicherlich aber wenig relevante Futterselektion, wie sie offensichtlich das Taxon *Filinia* aufweist (DeMott, 1986). Bei den Spezialisten wurde unterschieden zwischen den Gattungen *Trichocerca* (aufgrund ihrer Kauerstruktur in der Lage fädige Phytoplankter anzustechen und auszusaugen), *Ascomorpha* und *Gastropus* (spezialisiert auf Dinoflagellaten) und den omnivoren Gattungen *Asplanchna* und *Ploesoma* (fähig größere und koloniale Algen, wie z.B. *Ceratium* oder koloniale Bacillariophyceen zu fressen).

Bei den **Cladoceren**, die als klassische Filtrierer und besonders effektive Grazer (Ausnahme: Raubcladoceren) am besten untersucht sind, wurde insgesamt unterstellt, dass keine selektive Nahrungsaufnahme stattfindet (Ausnahmen evtl. *Bosmina* und *Chydorus* – DeMott, 1982, 1985), sondern überwiegend die Größe der Partikel bzw. Algen von Bedeutung ist. Weiterhin wurde vorrangig berücksichtigt, dass die Filtrierraten der Cladoceren bei großen Partikeln drastisch abnehmen (Gliwicz, 1977). Danach könnten relativ große Partikel (Netzplankton) die Carapaxspalte zwar passieren, diese wird aber mit Erhöhung der Konzentration verengt (Gliwicz & Siedlar, 1980), um negative Effekte auf die Mechanik des Filterapparates zu vermeiden. Die kritischen, oberen Partikelgrößen, bei denen die Filtrierraten gegen Null tendieren, liegen bei Daphnien bei ca. 20–30 µm und bei kleinen Cladoceren (*Bosmina*, *Chydorus*, etc.) bei ca. 10–20 µm (z.B. Burns, 1968; Gliwicz, 1977). Relativ gut fressbar sind für Daphnien folglich Partikel <30 µm bzw. für kleine Cladoceren Partikel <20 µm. Optimal fressbar sind für Daphnien Partikel <20 µm für kleine Cladoceren Partikel <10 µm (Gliwicz, 1977). Daraus folgt, dass große Algenkolonien, fädige Cyanobakterien, etc. von Cladoceren praktisch nicht aufgenommen werden, so dass der Fraßdruck auf diese äußerst gering ist. Beachtet wurde auch, dass einige Grünalgen mit gelatinöser Hülle zwar gefressen, aber nicht verdaut werden können, sondern im Gegenteil sogar von der Darmpassage profitieren (siehe auch oben). Nicht berücksichtigt werden konnte, dass durch die Präsenz einiger großer und potentiell mit toxischen Stämmen vertretener Phytoplankter (z.B. *Anabaena*) die Filtrierraten und damit der Fraßdruck von Daphnien gleichzeitig auch auf unizelluläre Algen abnimmt (Lampert, 1982, Hawkins & Lampert, 1989; Gilbert & Durand, 1990). Die für die vorliegende Fragestellung allerdings weniger relevante Untergrenze der aufnehmbaren Partikel ergibt sich überwiegend aus den unteren Maschenweiten des Filtrierapparates, die

bei Daphnien bei ca. 0,3–0,7 μm , bei *Diaphanosoma* und kleinen Cladoceren bei ca. 0,2–0,3 μm liegen (Geller & Müller, 1981; Gophen & Geller, 1984; Brendelberger, 1985; Brendelberger et al., 1986).

Die Nahrungsbiologie der **Copepoden**, insbesondere des Süßwassers, ist deutlich schlechter untersucht als die der Cladoceren und die Auswirkung des Copepoden-Grazing auf das Phytoplankton wurden bisher sicher unterschätzt. Bei den Copepoden wird berücksichtigt, dass diese im Unterschied zu den Cladoceren selektiv fressen (De Mott, 1986; 1988), d.h. in der Lage sind mittels Mechano- und Chemorezeptoren ihr Futter auszuwählen, wie z.B. große, wenig gepanzerte, motile Beuteorganismen (z.B. Paffenhöfer, 1998; De Mott & Watson, 1991). Weiterhin wird bei der Einschätzung des Fraßdrucks von Copepoden auf das Phytoplankton berücksichtigt, dass calanoide Copepoden überwiegend herbivor sind, während cyclopoide Copepoden – je nach Stadium und Taxon - eine herbivore bis omnivore Ernährungsweise aufweisen. Allerdings können selbst die großen, überwiegend als carnivor eingestuft Taxa der cyclopoiden Copepoden und deren ältere Copepodid-Stadien durchaus erhebliche Mengen an Phytoplankton zu sich nehmen (s. Fryer, 1957; Toth & Zankai, 1985). Beispielsweise konsumieren adulte Individuen von *Cyclops vicinus* ca. 60 % ihres Körpergewichtes an Algen, wobei Chrysophyta (insbesondere große Bacillariophyceen) und Cyanobakterien anteilig stark vertreten sind (Toth & Zankai, 1985). Obwohl Copepoden auch mit relativ kleinen Algen (z.B. *Chlamydomonas*) zurecht kommen und damit in der Lage sind sich zu entwickeln und zu reproduzieren (z.B. Santer & van den Bosch, 1994; Hart & Santer, 1994; Hopp et al., 1997; Hopp & Maier, 2005a) werden kleine Algen wenig gefressen, wenn gleichzeitig große Algen verfügbar sind (Sommer et al., 2000, 2001); d.h. große Algen werden von Copepoden – zumindest den fortgeschrittenen Copepodid-Stadien und Adulten – im Unterschied zu den Cladoceren präferiert (DeMott & Watson, 1991, Rothhaupt, 1997; Sommer et al., 2001; Sommer & Sommer, 2005; Sommer, 2008). Eine effiziente Aufnahme beginnt ab einer Algengröße von ca. 10 μm , aber auch Algen von 50–10 μm werden noch mit hoher Effizienz aufgenommen (z.B. Sommer & Sommer, 2005). Die selektive Aufnahme von eher großen Partikeln wird durch funktionsmorphologische Untersuchungen gestützt (Hopp & Maier, 2005b). Bei adulten cyclopoiden Copepoden beträgt der Abstand der Setae an den Maxillipeden, die den Mundraum nach hinten unten abschließen je nach Taxon ca. 13–25 μm , der Abstand zwischen den Setulae ca. 5–13 μm (Hopp & Maier, 2005b). Etwas anders zu werten, ist allerdings die Nahrungsaufnahme der ersten Stadien, der Nauplien. Nach Böttjer et al. (2010) nehmen Nauplien gerne Nanoflagellaten (Größe 2-5 μm) auf, wobei die tägliche Aufnahme an Algen-Kohlenstoff mehr als 300 % ihres eigenen Körpergehaltes an Kohlenstoff entspricht.

In der Summe wurden für die Mehrzahl der Rotatorien (ohne Spezialisten!) Partikel/Algen $\leq 5 \mu\text{m}$ eine gute Fressbarkeit, und Algen bis ca. 10 μm eine noch halbwegs gute Fressbarkeit zugeordnet. Für die Daphnien (innerhalb der Cladoceren) wurden Algen $\leq 20 \mu\text{m}$ (z.B. Cryptophyceen) als sehr gut fressbar gewertet, Algen bis ca. 30 μm als gut fressbar. Für kleine Cladoceren (Bosminen, *Ceriodaphnia* und auch *Diaphanosoma*) wurden Algen bis ca. 10 μm als sehr gut fressbar, Algen bis 20 μm als gut fressbar eingestuft, wobei sich aber aufgrund der geringeren Effizienz niedrigere Koeffizienten als bei den Daphnien ergeben. Bei den Copepoden ergeben sich für die Nauplien aufgrund ihrer geringen Fress-Effizienz ca. mittlere Koeffizienten für kleine Algen (bis maximal 10 μm). Copepodide und adulte calanoide Copepoden erhielten hohe Koeffizienten bei Algen >30 bis ca. 100 μm und Copepodide von großen cyclopoiden Copepoden erhielten aufgrund ihrer omnivoren Ernährungsweise mittlere Koeffizienten bei Algen zwischen 30 und 100 μm . Kleine Algen wurden zwar als

fressbar für Copepoden klassifiziert, erhielten aber niedrige Koeffizienten. Kleine cyclopoide Copepoden wurden ähnlich wie ihre großen Verwandten eingestuft, erhielten aber – aufgrund ihrer eher höheren Affinität zur Herbivorie – etwas höhere Koeffizienten. Generell wurden sehr große Kolonien und als toxisch geltende Algen für alle Zooplankter als nicht bzw. praktisch nicht fressbar eingestuft. Kleinere Algen mit gelatinöser Hülle, die von der Darmassage profitieren, erhielten – obwohl gut fressbar – niedrige Koeffizienten.

9.2 Einteilung des Phytoplanktons in Nahrungsgilden

Eine Vorgabe zur Einteilung des Phytoplanktons in "morpho-functional groups" (Einteilung nach Größe, Form, Mobilität, Vorhandensein von gelatinösen Hüllen, etc.) findet sich in Salmaso & Padisák (2007). Die Übernahme der dort vorgeschlagenen 31 Gruppen ist für die vorliegende Fragestellung nicht erforderlich zumal auch kein adäquates Wissen über die Phytoplankton-Zooplankton-Interaktion in dieser hohen Auflösung vorhanden ist. In der hier vorgeschlagenen Interaktionsmatrix wurden die Phytoplankton-Gilden deshalb drastisch reduziert. Außerdem wurden in einzelnen Fällen die Zuordnungen zu den einzelnen Gruppen der Fragestellung dieser Untersuchung angepasst und modifiziert. Bei den Phytoplanktern wurden – beispielsweise - die filamentösen Taxa nach Größe in drei Untergruppen aufgeteilt. Bei der weiteren Einteilung bzw. Gruppierung spielte ebenfalls die Größe die wichtigste Rolle, wobei insbesondere die 30 µm Grenze (siehe oben) ein wichtiges Gruppierungsmerkmal darstellte.

Insgesamt wurden die Phytoplankter gemäß ihrer geschätzten Fressbarkeit in 12 Gilden, die Zooplankter in 11 Gilden eingeteilt.

Tabelle 5: Definitionen der Phyto- und Zooplankton-Gilden. Die Einteilung der Phytoplankton-Gilden erfolgte durch eine Zusammenfassung der Gilden von Salmaso & Padišák (2007, = S & P (2007))

| Abk | Gildennamen | Erläuterung | S & P (2007) |
|------------------------|---|--|-------------------------------|
| Phytoplankton | | | |
| B1 | Kleine Bacillariophyta | kleiner als 30µm GALD | fast alle 7a, 7b |
| B2 | Große Bacillariophyta | > 30µm GALD | 6a, 6b |
| C1 | Kleine Kolonien | koloniale Chlorophyta < 30µm GALD | 5d, 11a |
| C2 | Mittelgroße Kolonien | 30–100µm - Chlorococcales, Phytomonadina, Chroococcales, andere | 1c, 5c |
| C3 | Große gelatinöse Kolonien | > 100µm GALD, Phytomonadina, Chroococcales, Chlorococcales | 3b, 5b, 11b |
| D1 | Kleine Dinophyta <30µm Durchmesser | < 30µm Durchmesser | 2b |
| D2 | Große Dinophyta | > 30µm Durchmesser | 1b |
| F1 | Dünne Filamente | Oscillatoriales | 5a |
| F2 | Mittel dicke Filamente | Chlorophyta, Conjugatophyta, Xanthophyta, Cyanobacteria, einzelnee Nostocales | 5e, 10a, 10b, 10c |
| F3 | Dicke filamentöse Aggregate | kettenbildende Bacillariophyceae, flockenbildende Nostocales | in part 5e, 6b |
| U1 | Kleine Chrysophyta/Haptophyta, Euglenophyta, Cryptophyta, Chlorococcales, | + einzellige Phytomonadina, einzellige Cyanobacteria, Conjugatophyta | 2a, 2c, 2d, 3a; 4a, 9a - d |
| U2 | Große Chrysophyta/Haptophyta, Euglenophyta, | + Conjugatophyta, Chlorophyta, Chroococcales | 1a, 1c, 8a, 8b |
| Metazooplankton | | | |
| 1a | Große Cladoceren | <i>Daphnia pulicaria</i> -Gruppe, <i>Daphnia magna</i> , nur Herbivore | |
| 1b | Mittelgroße Cladoceren | <i>Daphnia longispina</i> -Gruppe | |
| 1c | Kleine Cladoceren | <i>Daphnia cucullata</i> , <i>Bosmina</i> , <i>Ceriodaphnia</i> , <i>Chydorus</i> , <i>Diaphanosoma</i> , litorale Cladoceren | |
| 2a | Calanoida Copepodide + Adulti | <i>Eudiaptomus</i> , <i>Eurytemora</i> | |
| 3a | Copepoda Nauplien | cyclopoide und calanoid Nauplien (N1-N6) | |
| 3c | Kleine Cyclopoida Copepodide + Cyclopoida Adulti | <i>Acanthocyclops</i> , <i>Mesocyclops</i> , <i>Diacyclops</i> , <i>Thermocyclops</i> | |
| 3d | Große Cyclopoida Copepodide + Cyclopoida Adulti | <i>Cyclops</i> , <i>Macrocyclops</i> , <i>Megacyclops</i> | |
| 4a | Rotatorien I | Alle Taxa ausser Spezialisten | |
| 4b | Rotatorien II | <i>Trichocerca</i> | |
| 4c | Rotatorien III | <i>Gastropus</i> , <i>Ascomorpha</i> | |
| 4d | Rotatorien IV | <i>Asplanchna</i> , <i>Ploesoma</i> | |

Tabelle 6: Zooplankton-Phytoplankton-Interaktionsmatrix mit Futterqualitätsfaktoren (FQF = Inhalt der weißen Matrixzellen). 1. Spalte senkrecht: ZooGild – Zooplankton-Gilden, 1. Zeile waagrecht: Phytoplankton-Gilden. Erläuterung der Gilden-abkürzungen s. Tabelle 5

| ZooGild | B1 | B2 | C1 | C2 | C3 | D1 | D2 | F1 | F2 | F3 | U1 | U2 |
|---------|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|-----|
| 1a | 0.8 | 0.8 | 0.8 | 0.2 | 0.4 | 0.6 | 0.2 | 0.6 | 0.2 | 0 | 0.8 | 0.6 |
| 1b | 1 | 0.4 | 0.8 | 0.2 | 0.2 | 0.6 | 0.2 | 0.4 | 0.2 | 0 | 1 | 0.4 |
| 1c | 0.8 | 0 | 0.6 | 0 | 0 | 0.4 | 0 | 0.2 | 0 | 0 | 0.8 | 0.2 |
| 2a | 0.2 | 0.8 | 0.4 | 0.8 | 0.6 | 0.2 | 0.6 | 0.6 | 0.6 | 0.4 | 0.2 | 0.8 |
| 3a | 0.6 | 0.2 | 0.6 | 0 | 0 | 0.6 | 0 | 0.2 | 0 | 0 | 0.8 | 0.2 |
| 3c | 0.2 | 0.6 | 0.2 | 0.6 | 0.4 | 0.2 | 0.4 | 0.4 | 0.4 | 0.4 | 0.2 | 0.6 |
| 3d | 0 | 0.4 | 0.2 | 0.4 | 0.4 | 0.2 | 0.4 | 0.2 | 0.4 | 0.4 | 0.2 | 0.4 |
| 4a | 0.6 | 0 | 0.6 | 0 | 0 | 0.4 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0 |
| 4b | 0.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0 | 0.8 | 0.8 | 0.8 | 0.4 | 0 |
| 4c | 0.2 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 0.8 | 0 | 0 | 0 | 0.4 | 0 |
| 4d | 0 | 0.4 | 0.4 | 0.6 | 0.2 | 0.2 | 0.4 | 0.4 | 0.2 | 0 | 0.2 | 0.6 |

10 Anhang II

Ausgabeparameter von PhytoLoss-Online

Tabelle 7: Abkürzungen und Erläuterung zu den Ausgabeparametern der PHYTOLOSS-Berechnungen (s.a. Exportdatei von PHYTOLOSS-Online) Parameter mit der Endung "Klasse" beinhalten eine Klassifizierung der Roh-Indexwerte gleichen Namens (Originalwert in $\mu\text{g}/\text{Ind}$, Prozent, etc.) gemäß der in Tabelle 3 vorgegebenen 7 Effektklassen. Parameter mit der Endung "Ausprägung" übersetzen diese Effektklassen in eine fünfstufige verbale Beschreibung (s. Tabelle 3).

| Abk | Einheit | Erläuterung |
|--------------------------|--------------------|--|
| Z _{ges} | mm ³ /l | Metazooplankton-Gesamtbiomasse, inklusive Raubcladoceren und Mysida |
| P _{ges} | mm ³ /l | Phytoplankton-Gesamtbiomasse, inklusive der Gruppe "others", die nicht bei der Gildenbildung berücksichtigt wurde |
| Z/P (Jepp) | % | Z/P-Verhältnis auf der Basis der Gesamtbiomassen nach Jeppesen et al. (1997). Die Rotatorien-Biomasse wird nicht berücksichtigt und die Copepoden-Biomasse nur zu 50%. |
| Z _{gild} | mm ³ /l | Zooplankton-Gildenbiovolumen = Summe des in Gilden erfassten (herbivoren) Metazooplanktons, ohne Raubcladoceren und Mysida |
| P _{gild} | mm ³ /l | Summe des in Gilden erfassten Phytoplanktons |
| (Z/P) _{gild} | % | Z/P-Verhältnis auf der Basis der Zooplankton-Gildenbiomasse (Z _{gild}) und der Phytoplankton-Gildenbiomasse (P _{gild}) |
| P _{ed} | mm ³ /l | gesamte fressbare Phytoplankton-Biomasse (ed: edible, engl.: essbar, gewichtet mit dem relativen Anteil der Zooplankton-Gilden an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| P _{ed_cal} | mm ³ /l | für Calanoiden(ohne Nauplien) fressbares Phytoplankton |
| P _{ed_clad} | mm ³ /l | für Cladoceren fressbares Phytoplankton (gewichtet mit dem relativen Anteil der Cladoceren-Gilden an der summierten Cladoceren-Gildenbiomasse. |
| P _{ed_cyc} | mm ³ /l | für Cyclopoiden(ohne Nauplien) fressbares Phytoplankton (gewichtet mit dem relativen Anteil der Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Gilden an der summierten Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Gildenbiomasse. |
| P _{ed_rot} | mm ³ /l | für Rotatorien fressbares Phytoplankton (gewichtet mit dem relativen Anteil der Rotatorien-Gilden an der summierten Rotatorien-Gildenbiomasse. |
| Z _{gild_cal_oN} | % | Anteil des Calanoiden(ohne Nauplien)-Gildenbiovolumens am Zooplankton-Gildenbiovolumen |
| Z _{gild_clad} | % | Anteil des Cladoceren-Gildenbiovolumens am Zooplankton-Gildenbiovolumen |
| Z _{gild_copN} | % | Anteil des Copepoden-Nauplien-Gildenbiovolumens am Zooplankton-Gildenbiovolumen |
| Z _{gild_cyc_oN} | % | Anteil des Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Gildenbiovolumens am Zooplankton-Gildenbiovolumen |
| Z _{gild_rot} | % | Anteil des Rotatorien-Gildenbiovolumens am Zooplankton-Gildenbiovolumen |
| FQF | | fixer Futterqualitätsfaktor in der Interaktionsmatrix |
| FQI | % | Futterqualitätsindex für das Metazooplankton (gerundet auf 10%-Stufen, gewichtet mit dem relativen Anteil der Zooplankton-Gilden an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| FQICal_oN | % | spezifischer Futterqualitätsindex für die Calanoiden(ohne Nauplien) (gerundet auf 10%-Stufen) |
| FQIC | % | spezifischer Futterqualitätsindex für die Cladoceren (gerundet auf 10%-Stufen, gewichtet mit dem relativen Anteil der Cladoceren-Gilden an der gesamten Cladoceren-Gildenbiomasse) |
| FQICyc_oN | % | spezifischer Futterqualitätsindex für die Cyclopoiden(ohne Nauplien) (gerundet auf 10%-Stufen, gewichtet mit dem relativen Anteil der Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Gilden an der gesamten Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Gildenbiomasse) |
| FQIR | % | spezifischer Futterqualitätsindex für die Rotatorien (gerundet auf 10%-Stufen, gewichtet mit dem relativen Anteil der Rotatorien-Gilden an der gesamten Rotatorien-Gildenbiomasse) |

| Abk | Einheit | Erläuterung |
|------------------------|---------|---|
| MGI | % | Metazooplankton-Grazing-Index auf der Basis des fressbaren Phytoplanktons (Z_gild/P_ed) |
| pMGI _{Cal_oN} | % | partieller MGI für die Calanoiden(ohne Nauplien)-Gilde (gewichtet mit dem relativen Anteil der Calanoiden(ohne Nauplien) an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| pMGI _{Clad} | % | partieller MGI für die Cladoceren-Gilden (gewichtet mit dem relativen Anteil der Cladoceren an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| pMGI _{CopN} | % | partieller MGI für die Copepoden-Nauplien-Gilde (gewichtet mit dem relativen Anteil der Copepoden-Nauplien an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| pMGI _{Cyc_oN} | % | partieller MGI für die Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Gilden (gewichtet mit dem relativen Anteil der Cyclopoiden(ohne Nauplien) an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| pMGI _{Rot} | % | partieller MGI für die Rotatorien-Gilden (gewichtet mit dem relativen Anteil der Rotatorien an der gesamten Zooplankton-Gildenbiomasse) |
| CGI | % | spezifischer Cladoceren-Grazing-Index auf der Basis des für sie fressbaren Phytoplanktons (Z_gild_clad/P_ed_clad) als gewichteter Mittelwert |
| Cal_oN_GI | % | spezifischer Calanoiden(ohne Nauplien)-Grazing-Index auf der Basis des für sie fressbaren Phytoplanktons (Z_gild_cal/P_ed_cal) |
| Cyc_oN_GI | % | spezifischer Cyclopoiden(ohne Nauplien)-Grazing-Index auf der Basis des für sie fressbaren Phytoplanktons (Z_gild_cyc/P_ed_cyc) als gewichteter Mittelwert |
| RGI | % | spezifischer Rotatorien-Grazing-Index auf der Basis des für sie fressbaren Phytoplanktons (Z_gild_rot/P_ed_rot) als gewichteter Mittelwert |
| IGE | | positive Differenz zwischen den klassifizierten Werten von CGI und Z/P. Wenn ≥ 3 Hinweis auf einen starken Fraßdruck auf das fressbare Phytoplankton durch Cladoceren bei gleichzeitig geringer Futterqualität (Inverser Grazing-Effekt) |
| GES | | Grazing-Effekt-Stärke (7-stufig klassifiziert und 5-stufig verbal) als Maximum von Z/P oder MGI |
| MCM (Gesamt-TM) | µg/Ind | Mittlere Cladoceren-Masse bezogen auf Trockenmasse berechnet aus dem Quotienten der gesamten Cladoceren-Trockenmasse und der Gesamt-Cladoceren-Abundanz, inkl. Raubcladoceren |
| MCM (Gilden-TM) | µg/Ind | Mittlere Cladoceren-Masse als Trockenmasse berechnet aus dem Quotienten der Cladoceren-Gildentrockenmasse und der Cladoceren-Gildenabundanz, ohne Raubcladoceren |
| FPI | | Fischprädatationsindex, 7-stufig invers klassifizierter MCM (Gilden-TM), eine hohe Klasse entspricht einer geringen mittleren Cladoceren-Trockenmasse (ohne Raubcladoceren!) |
| RCI, RClad_%TM | % | Anteil der Raubcladoceren an der gesamten Cladoceren-Trockenmasse |
| CSI | % | Cladocera-Size-Index, Anteil filtrierender Cladoceren ≥ 1 mm am gesamten Crustaceen-Biovolumen (in % BV, ohne Copepoden-Nauplien, mit Raubcladoceren) |
| Daphnia>1mm | % | Anteil der Daphnien ≥ 1 mm an der gesamten Daphnien-Trockenmasse in Prozent |
| Zoo_Artenzahl | | Summe der Arten des Metazooplanktons mit Biomasseangabe basierend auf und aggregiert nach der Mindestbestimmbarkeitstiefe (MBT) |