VORSCHLAG VORNORM

ÖNORM

M 6118

ON140N0051

Ausgabe: 2005-06-17

Auch Normengruppe U2

ICS 13.060.10

Richtlinien für die ökologische Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern – Ciliaten (Protozoa)

Guidelines for the ecological study and assessment of rivers – Ciliates (Protozoa)

Guide pour l'examen et l'évaluation écologique des eaux de surface courantes – Ciliés (Protozoa)

Fortsetzung
Vorschlag VORNORM ÖNORM M 6118 Seiten 2 bis 14

Medieninhaber und Hersteller: Österreichisches Normungsinstitut, 1020 Wien
Copyright © ON - 2005. Alle Rechte vorbehalten;
Nachdruck oder Vervielfältigung, Aufnahme auf oder in sonstige Medien oder Datenträger nur mit Zustimmung des ON gestattet!
Verkauf von in- und ausländischen Normen und technischen Regelwerken durch:
Österreichisches Normungsinstitut (ON), Heinestraße 38, 1020 Wien
Tel.: (+43 1) 213 00-805, Fax: (+43 1) 213 00-818, E-Mail: sales@on-norm.at,
Internet: http://www.on-norm.at

Fachnormenausschuss 140
Wassergüte und -aufbereitung

st/u

Inhaltsverzeichnis

Vorbemerkung **3**
1 Anwendungsbereich und Zweck **3**
2 Normative Verweisungen **4**
3 Begriffe **4**
4 Allgemeines **4**
5 Probenahme **4**
6 Probentransport **5**
7 Laborarbeit **6**
8 Auswertung der Ergebnisse **6**
8.1 Ermittlung des Abundanzwertes 6
8.2 Berechnung des korrigierten Saprobienindex 7
8.3 Bestimmung der saprobiologischen Gewässergüte nach Ciliaten 8
8.4 Andere Auswertungsverfahren 9
Anhang A (informativ): Taxaliste Ciliaten (Protozoa) **10**
Anhang B (informativ): Literatur **14**

Vorbemerkung

Diese ÖNORM ist als Vornorm herausgegeben worden, weil die Entwicklung auf diesem Fachgebiet noch in Fluss ist und weitere praktische Erfahrungen abgewartet werden sollen. Es wird gebeten, Erfahrungen und Vorschläge schriftlich dem Österreichischen Normungsinstitut mitzuteilen.

WARNUNG
Anwender dieser Norm sollten mit der üblichen Laborpraxis vertraut sein. Diese Norm gibt nicht vor, alle unter Umständen mit der Anwendung des Verfahrens verbundenen Sicherheitsaspekte anzusprechen. Es liegt in der Verantwortung des Anwenders, angemessene Sicherheits- und Schutzmaßnahmen zu treffen und sicherzustellen, dass diese mit nationalen Festlegungen übereinstimmen.

Die ÖNORMEN M 6110 bis M 6120 werden nach Fertigstellung die ÖNORM M 6232 zur Gänze ersetzen. Bis dieses Normenwerk abgeschlossen ist gelten die ÖNORM M 6232 und die vorliegende VORNORM ÖNORM M 6118 parallel, wobei in dieser ÖNORM die Angaben aus Abschnitt 3.2.4 und Abschnitt 4.4.4 der ÖNORM M 6232:1997 ersetzt werden.

Die ÖNORMEN M 6110 bis M 6120 behandeln die „Richtlinien für die ökologische Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern“ und gliedern sich wie folgt:

ÖNORM M 6110	Begriffe
ÖNORM M 6111	Hydromorphologie
ÖNORM M 6112	Ökomorphologie
ÖNORM M 6113	Fließgewässertypologie
ÖNORM M 6114	Biologische Qualitätselemente
ÖNORM M 6115	Bakterien
ÖNORM M 6116	Algen
ÖNORM M 6117	Makrophyten
ÖNORM M 6118	Ciliaten (Protozoa)
ÖNORM M 6119	Makrozoobenthos
ÖNORM M 6120	Fische

1 Anwendungsbereich und Zweck

Diese ÖNORM enthält Richtlinien für die Durchführung ökologischer Untersuchungen an ständig und an zeitweise fließenden Oberflächengewässern. In diesem Teil wird die biologische Gewässergütebestimmung mittels Ciliaten beschrieben. Als wesentliche Verbesserungen gegenüber der ÖNORM M 6232 sind die Standardisierung der Abundanzermittlung sowie die Einführung des korrigierten Saprobienindex SI_{korr} zu nennen.

Die Methode basiert auf den Anleitungen zur Untersuchung der Ciliatenzönose von Fließgewässern im Ciliaten-Atlas (siehe Foissner et al. [5], [7], [8], [9] und Berger et al. [2]), auf dem Verfahren von Blatterer [3] zur Berechnung des Saprobienindex mittels Ciliaten und auf der Richtlinie zur Bestimmung der saprobiologischen Gewässergüte von Fließgewässern Moog et al. [12].

Besonders eignet sich die exakte Beprobung und taxonomische Analyse der Ciliatenzönose auch für spezielle Fragestellungen, wie etwa

- die Ermittlung der Gewässergüte kurz (etwa zwei Wochen) nach einem Hochwasser;
- zur Indikation von kurzfristigen toxischen Belastungen, da Ciliatengemeinschaften schneller und empfindlicher auf Schädigungen reagieren als andere Organismengruppen;
- den Nachweis von kurzzeitigem Schlammabtrieb aus Kläranlagen;
- die Beobachtung der Effizienz von Sanierungsmaßnahmen an organisch belasteten Gewässern;
- die Bewertung der saprobiellen Eignung von Gewässern für die Wasserkraftnutzung (Flussstaue), für die eine umfassende Analyse aller wesentlichen, saprobiologischen Indikatorgruppen zweckmäßig erscheint;
- die Gewässergüteindikation in verbauten, monoton strukturierten Gewässern (die Ciliaten sind von einem Strukturmangel wesentlich weniger stark betroffen als das Makrozoobenthos, da viele Arten im Aufwuchs leben, der fast überall vorkommt);

- die Gewässergüteindikation in zeitweilig trockenfallenden Gewässern, da viele Ciliaten trockenresistente Zysten bilden, die bei Überflutung innerhalb weniger Stunden aktiv werden (die Generationszeiten sind relativ kurz, sodass bereits nach zwei Wochen eine der Wasserbeschaffenheit entsprechende Ciliatenzönose vorliegt);
- die Gewässergüteindikation in sehr stark verschmutzten Gewässern, wo zahlreiche charakteristische, überwiegend bakteriovore Ciliaten (zB *Paramecium*, *Colpidium*, *Glaucoma*, *Tetrahymena*, *Carchesium*) sehr hohe Abundanzen erreichen und daher einen wesentlichen Teil der heterotrophen Biomasse ausmachen. Da sich bei starker Verschmutzung die Artenzahl des Makrozoobenthos verringert, ist die Absicherung durch eine weitere Saprobie indizierende Gruppe von Vorteil;
- die Indikation von anaeroben Zonen, da einige Ciliatengruppen obligate Anaerobier sind (zB Metopiden, Odontostomatiden; Foissner et al. [7], [9] und Berger et al. [2]);
- die Beobachtung der Wiederbesiedlung nach toxischen Schädigungen der Biozönose, da sich die Ciliatengemeinschaft wegen der vergleichsweise kurzen Generationszeiten wesentlich rascher erholt als das Makrozoobenthos.

Die Wahl der Ciliaten als zusätzliche Indikatorgruppe zur saprobiellen Gütebeurteilung leitet sich somit aus der jeweiligen Aufgabenstellung ab.

2 Normative Verweisungen

Die folgenden zitierten Dokumente sind für die Anwendung dieses Dokuments erforderlich. Bei datierten Verweisungen gilt nur die in Bezug genommene Ausgabe. Bei undatierten Verweisungen gilt die letzte Ausgabe des in Bezug genommenen Dokuments (einschließlich aller Änderungen). Rechtsvorschriften sind immer in der jeweils geltenden Fassung anzuwenden.

ÖNORM M 6110 Richtlinien für die ökologische Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern – Begriffe

ÖNORM M 6232 Richtlinien für die ökologische Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern (zweisprachige Fassung)

3 Begriffe

Für die Anwendung dieser ÖNORM gelten die Begriffe nach ÖNORM M 6110.

4 Allgemeines

Protozoen, speziell die Ciliaten, bieten sich aus folgenden Gründen für die Bioindikation an:

(1) Sie sind eine wesentliche Komponente limnischer Ökosysteme, weil sie eine große „standig crop" und Produktion haben, besonders in stark verschmutzten Gewässern. Änderungen in ihrer Abundanz und Gesellschaftsstruktur beeinflussen daher die Nährstoffzyklen und die Selbstreinigung der Gewässer.

(2) Protozoen können sich sehr rasch vermehren und besitzen eine zarte Zellmembran. Daher können sie schneller als alle anderen eukaryotischen Organismen auf Veränderungen der Umweltparameter reagieren. Sie sind daher ein Frühwarnsystem und exzellent geeignet für Bioassays.

(3) Das eukaryotische Genom der Protozoen ist ähnlich dem der Metazoen. Daher können ihre Reaktionen auf Umwelteinflüsse besser mit denen höherer Organismen verglichen werden als jene prokaryotischer Bioindikatoren.

(4) Protozoen bewohnen erfolgreich auch solche limnische Ökosysteme, in denen aufgrund extremer Bedingungen keine oder nur mehr wenige Metazoen leben können, zB mikroaerobe oder anaerobe Habitate oder stark versauerte Gewässer.

(5) Protozoen sind leicht zu sammeln. Eine vergleichende Studie zeigte, dass mit „direct stream bed sampling" höhere Ciliatendiversitäten gefunden werden als mit „artificial substrate sampling"; außerdem unterschätzt letztere Methode die organische Belastung (Foissner et al. [6]).

5 Probenahme

Allgemeine Hinweise zur Probenahme und Qualitätssicherung siehe ÖNORM M 6232:1997.

Als Probengefäße dienen 400 ml bis 750 ml fassende Weithalsdosen aus Kunststoff mit 7 cm bis 9 cm großer Öffnung. Die Gefäße sind vor der Probenahme ausreichend mit Standortwasser zu spülen. Sie werden nur zu 3/4 mit

Probenmaterial und Wasser gefüllt, damit eine Luftreserve bleibt, was besonders bei stark verschmutzten, sauerstoffzehrenden Proben wichtig ist. Die Probenahme erfolgt, soweit möglich, gleichmäßig über den Gewässerquerschnitt. Vorweg muss der relative Anteil der getrennt zu besammelnden Habitate geschätzt werden, da die Abundanzschätzungen auf den gesamten Gewässerquerschnitt bezogen werden. Das heißt, die Individuen eines Teillebensraumes werden nach dessen Anteil an der Gesamtfläche der Untersuchungsstelle bei der Berechnung des Saprobienindex berücksichtigt. Bei der Habitatschätzung wird der Flächenanteil größerer Wassertiefen jenen Flächen zugeschlagen, die noch einsehbar bzw. besammelbar sind.

Getrennt besammelt werden üblicherweise und soweit vorhanden der Aufwuchs auf Hartsubstrat, die submersen Wasserpflanzen und das Feinsediment:

1. Probe Die Ober- und Unterseite von 3 bis 5, etwa 10 cm bis 20 cm großen Steinen wird abgebürstet oder abgeschabt und mit Standortwasser ins Probengefäß gespült. Gibt es nur kleinere Steine, erhöht man die Anzahl entsprechend oder man gibt sie direkt in das Probengefäß. Gelegentlich bieten sich auch andere Substrate an, wie Ziegel, Betonflächen oder Holzstücke.

2. Probe Submerse Wasserpflanzen, Moose und/oder Algenwatten werden ohne Ausquetschen und nicht zu dicht ins Gefäß gegeben.

3. Probe Das Feinsediment (Psammal, Pelal und besonders aufliegender Detritus) wird mit einem Löffel oder mittels Saugheber 1 cm bis 2 cm tief abgehoben und das Gefäß damit zu 1/5 bis 1/3, der Rest mit Wasser gefüllt. Faulschlamm wird in einem separaten Gefäß gesammelt (Vorsicht bei Mischproben, H_2S ist für viele Arten giftig).

Von selteneren Habitaten kann, entsprechend ihrem prozentualen Anteil am Gewässergrund, eine Mischprobe in einem eigenen Gefäß gesammelt werden. Zum Beispiel 10 % Periphyton und 5 % Laub an einer Probenstelle entsprechen 2/3 Periphyton und 1/3 Laub in diesem Probengefäß, welches insgesamt mit 15 % für die Schätzung der Gesamtabundanz berücksichtigt wird.

Für die Probenahme und zur Vervollständigung des Artenspektrums gelten außerdem folgende Hinweise:

- Mischproben sind ungünstig und deren Entnahme zu begründen. Sie erschweren das Bestimmen und die Analyse. Nach Möglichkeit sollten zumindest zwei der drei oben genannten Habitate getrennt beprobt werden.
- Man achte beim Sammeln besonders auf weißgraue, dünne Beläge und auf rundliche Flecken auf Makrophyten und Steinunterseiten. Dabei kann es sich um Protozoenrasen (meist peritriche Ciliaten, zB *Carchesium polypinum*) oder fädige Bakterien handeln, die besonders wichtig sind, da sie immer alphamesosaprobe oder polysaprobe Verhältnisse indizieren. Diese Beläge werden vorsichtig abgebürstet oder mit einer Pipette abgesaugt und für die Bestimmung in einem eigenen Fläschchen gesammelt.
- Lenitische Bereiche oder Falllaubbänke sollten gesondert beprobt werden, besonders dann, wenn das Sediment bereits dicht unter der Oberfläche anaerob ist.
- Eventuell vorhandener Faulschlamm (H_2S-Geruch) kann gesondert besammelt werden, indem man eine kleine Kunststoffflasche mehrmals in den Schlamm rammt.
- Finden sich im Gewässer auffallende Erscheinungen, zB grün, blau oder rosa gefärbte Flecken (möglicherweise Bakterien- oder Protozoenrasen), sollten diese immer getrennt gesammelt werden, außer es handelt sich um die üblichen, gut kenntlichen, braunen Diatomeenbeläge.
- Reiches Material liefern meist auch Cyanobakterienüberzüge. Auch diese sammelt man am besten in einem eigenen Gefäß.
- In größeren Flüssen und sehr langsam fließenden Gewässern kann es zur Planktonentwicklung kommen. Dieses Potamoplankton wird mit den Methoden der Planktonkunde bearbeitet (Foissner et al. [5], [10]).

6 Probentransport

Die Proben sind so zu transportieren, dass eine Erwärmung über die bei der Entnahme herrschende Wassertemperatur verhindert wird. Die mikroskopische Untersuchung sollte noch am Tag der Probenahme stattfinden, sie ist aber auf alle Fälle innerhalb von 24 Stunden nach der Probenahme durchzuführen. Bis zur mikroskopischen Analyse sind die Proben gekühlt aufzubewahren. Das Versenden der Proben an ein Analysenlabor mittels Zustelldienst ist zulässig, wenn die Einhaltung dieser Vorgaben gewährleistet ist.

7 Laborarbeit

Die Bearbeitung der Proben im Labor folgt üblicherweise der Reihenfolge bei der Probenahme, d. h. die Proben der zuerst besammelten Stelle werden als erstes analysiert. Die Proben dürfen weder verdünnt, verteilt noch umgefüllt werden.

Im Labor öffnet man alle Probengefäße einer Probestelle und legt je Gefäß ein 40 mm × 20 mm (800 mm^2) großes Deckglas auf die Wasseroberfläche. Alternativ können auch zwei 20 mm x 20 mm (2 × 400 mm^2) große Deckgläser verwendet werden. Die Deckgläser können stellenweise mit dem Laub, den Wasserpflanzen etc. in Berührung kommen. Anschließend lässt man die Proben ruhig stehen. Während dieser „Ruhezeit" reichern sich viele Arten an der Wasseroberfläche bzw. am Deckglas an.

In einem Zeitraum von 30 min bis 180 min nach dem Auflegen wird für die Artbestimmung und Abundanzermittlung je Probengefäß ein Deckglas mit einer Pinzette waagrecht abgehoben (ein sich eventuell bildender Tropfen wird nicht abgestreift) und mit der besiedelten Seite nach unten auf den Objektträger gelegt. Die Abundanzermittlung beruht auf einer ausgewerteten Fläche von 400 mm^2. Die zweiten 400 mm^2 können zur Vervollständigung des Artenspektrums herangezogen werden. Pro Gefäß, d. h. pro Habitat wird noch etwa 1 ml Sediment untersucht, um auch die Arten zu erfassen, die nicht auf das Deckglas wandern. Bei der Entnahme mit der Pipette achte man auf unterschiedliche Eindringtiefen.

Es ist nicht notwendig, die Abundanzen der einzelnen Arten ganz exakt zu ermitteln, vielmehr reicht es aus festzustellen, in welchen Abundanzbereich (Tabelle 1) eine Art fällt. Bei Arten mit hohen Individuendichten genügt es, nur Teile des Deckglases auszuwerten um dann auf die Gesamtfläche (400 mm^2) hochzurechnen. Die Größenklassen werden der Literatur entnommen oder fallweise direkt am Präparat erhoben.

Anleitungen zur mikroskopischen Untersuchung von Ciliaten finden sich in Foissner et al. [5], [10], Berger et al. [2] und Berger & Foissner [1]. Die verwendete Bestimmungsliteratur ist im Bericht anzuführen.

8 Auswertung der Ergebnisse

8.1 Ermittlung des Abundanzwertes (A)

Aus den Individuenzahlen der unterschiedlichen Habitate einer Probestelle wird, entsprechend der prozentualen Anteile dieser Habitate, für jede Art die Individuenzahl für die gesamte Probestelle ermittelt (siehe Beispiele). Diese Zahl wird mittels Tabelle 1 in einen der sechs Abundanzwerte (A) umgewandelt. Die Teilung in drei Größenklassen verhindert eine Unterbewertung der großen und daher oft etwas weniger abundanten Arten. Das trophische Niveau (Bakterienfresser, Räuber) und produktionsbiologische Aspekte bleiben unberücksichtigt.

Tabelle 1 Bestimmung des Abundanzwertes (A) im mikroskopischen Präparat (Deckglasmethode). Die Größenklassen der Ciliaten werden nach ihrer Längenausdehnung bestimmt.

Größenklasse (Zelllänge)		**I (< 50 µm)**	**II (50 – 200 µm)**	**III (> 200 µm)**
Abundanz	**A**	**Individuen/400 mm^2 + 1 ml Sediment**		
sehr spärlich	1	1 – 50	1 – 5	1
spärlich	2	51 – 200	6 – 20	2
mehrfach	3	201 – 1000	21 – 100	3 – 10
zahlreich	5	1001 – 3000	101 – 300	11 – 25
sehr zahlreich	7	3001 – 6000	301 – 600	26 – 50
massenhaft	9	> 6000	> 600	> 50

Beispiele für die Bestimmung des Abundanzwertes (A) unter Berücksichtigung des Anteiles der Habitate:

BEISPIEL 1:
Im Habitat Steinbewuchs kommen die Ciliatenarten C und D vor. Beide haben eine Zelllänge von < 50 µm und gehören daher zur Größenklasse I. Ihre Abundanz beträgt 1000 (Art C) bzw. 100 (Art D) Individuen je 400 mm^2 Deckglasfläche und 1 ml Sediment. Da der Steinbewuchs nur 40 % der Substratfläche der Probestelle bedeckt, muss eine entsprechende prozentuale Reduktion der im mikroskopischen Präparat ermittelten Abundanz erfolgen. Bei einem Anteil des Habitats von 40 % beträgt die Abundanz

für die Art C 1000 × 40/100 = 400 Individuen,

für die Art D 100 × 40/100 = 40 Individuen.

Entsprechend Tabelle 1 müssen den beiden Arten die Abundanzen „mehrfach" (Abundanzwert A = 3) bzw. „sehr spärlich" (A = 1) zugeordnet werden.

BEISPIEL 2:
Die Art E (100 µm lang, daher Größenklasse II) kommt in mehreren Habitaten vor, und zwar im Feinsediment mit 40 Individuen, im Algenpolster mit 20 Individuen und im Falllaub mit 10 Individuen pro Schätzeinheit (= 400 mm^2 Deckglasfläche und 1 ml Sediment). Wenn der Feinsedimentanteil 15 %, der Algenpolsteranteil 30 % und der Falllaubanteil 10 % der Substratfläche an der Probestelle ausmachen, beträgt die Abundanz

für die Art E 40 × 15/100 + 20 × 30/100 + 10 × 10/100 = 6 + 6 + 1 = 13 Individuen.

Entsprechend Tabelle 1 ist der Art E die Abundanz „spärlich" (Abundanzwert A = 2) zuzuordnen.

BEISPIEL 3:
Findet man eine Art, die 50 µm (zB *Glaucoma scintillans*) oder um 200 µm (zB der stark kontraktile *Litonotus cygnus*) lang ist, also zwei Größenklassen zugeordnet werden kann, so wird im Zweifelsfall der Abundanzwert der höheren Klasse zugeteilt. Beträgt der Abundanzunterschied der möglichen Größenklassen in solchen Fällen mehr als eine Stufe (zB A = 1 bei Größenklasse I; A = 3 bei Größenklasse II), wird der Mittelwert (A = 2) verwendet (zB bei 21 – 50 Individuen einer 40 – 55 µm großen Art).

Bei koloniebildenden Arten, etwa den Peritrichen *Carchesium* und *Epistylis*, werden die einzelnen Zooide gezählt, wobei die Größe ohne Stiel gemessen wird.

8.2 Berechnung des korrigierten Saprobienindex (SI_{korr})

Die Ermittlung des Saprobienindex für die Ciliatenzönose erfolgt in zwei Schritten: der erste umfasst die Berechnung des Saprobienindex SI nach Zelinka & Marvan [14] Formel (1); der zweite Schritt die Berechnung des korrigierten Saprobienindex SI_{korr} nach der Methode von Blatterer [3] Formeln (2) und (3). Für die Berechnung sind mindestens 10 eingestufte Taxa notwendig.

Der Saprobienindex SI wird nach Zelinka & Marvan [14] wie folgt berechnet:

$$SI = \frac{\sum_{i=1}^{n} s_i \cdot A_i \cdot G_i}{\sum_{i=1}^{n} A_i \cdot G_i} \qquad (1)$$

Hierin bedeutet:

SI Saprobienindex der Ciliatenzönose nach Zelinka & Marvan [14]
i laufende Nummer des Taxons
A_i Abundanzwert A des i-ten Taxons
s_i Saprobiewert des i-ten Taxons
G_i Indikationsgewicht des i-ten Taxons
n Anzahl der Taxa (nur eingestufte Taxa)

Der Saprobiewert s_i und das Indikationsgewicht G_i der Taxa sind Foissner et al. [11] zu entnehmen. Werden abweichende oder zusätzliche Einstufungen verwendet, sind diese im Bericht anzuführen.

Wird der Saprobienindex SI nur mit einer Gruppe (zB Algen, Makrozoobenthos) berechnet, so treten gerichtete Fehler auf. Die Ciliaten zeigen im Bereich der Güteklasse I und II meist etwas zu schlecht an, da man in bakterienreichen und/oder mikroaeroben Kleinsthabitaten stets einige poly- oder alphamesosaprobe Indikatorarten findet, und außerdem für Fließgewässer die oligo- und oligo- bis betamesosaproben Arten noch ungenügend bekannt sind. Außerdem treten in sauberen Gewässern die meisten Arten nur sehr spärlich auf. Daher wird für die Ciliaten der Index SI_{korr} von Blatterer [3] verwendet, der auf folgendem Ansatz basiert: je geringer die Differenz D_{A-T} zwischen Abundanzsumme und Taxazahl, desto mehr wird der Index SI (Formel (1)) mittels Korrekturfaktor KF zur besseren Güteklasse hin korrigiert; bei sehr hohen Unterschieden erfolgt eine leichte Korrektur zur schlechteren Güteklasse (Formeln (2), (3), Tabelle 2).

Die Differenz D_{A-T} wird nach Formel (2) ermittelt:

$$D_{\mathrm{A-T}} = \sum_{i=1}^{n} A_i - n \qquad (2)$$

Hierin bedeutet:

$D_{\mathrm{A-T}}$ Differenz aus Abundanzsumme und Taxazahl
A_i Abundanzwert A des i-ten Taxons
i laufende Nummer des Taxons
n Anzahl der Taxa (eingestufte und nicht eingestufte Taxa)

Tabelle 2 Abhängigkeit des zur Berechnung des Saprobienindex SI_{korr} dienenden Korrekturfaktors KF von der Differenz $D_{\mathrm{A-T}}$ (aus Blatterer [3]).

$D_{\mathrm{A-T}}$	KF	$D_{\mathrm{A-T}}$	KF	$D_{\mathrm{A-T}}$	KF
0 – 1	-1	8 – 9	-0,6	16 – 17	-0,2
2 – 3	-0,9	10 – 11	-0,5	18 – 19	-0,1
4 – 5	-0,8	12 – 13	-0,4	20 – 30	0
6 – 7	-0,7	14 – 15	-0,3	> 30	0,1

Der Saprobienindex SI_{korr} wird nach Formel (3) berechnet:

$$SI_{\mathrm{korr}} = SI + KF \qquad (3)$$

Hierin bedeutet:

SI_{korr} Saprobienindex nach Blatterer
SI Saprobienindex nach Zelinka & Marvan [14] (nach Formel (1))
KF Korrekturfaktor nach Blatterer [3] (aus Tabelle 2)

8.3 Bestimmung der saprobiologischen Gewässergüte nach Ciliaten

Bei der Verwendung eines fixen Einstufungsschemas erfolgt die Zuordnung des Saprobienindex SI_{korr} zu den Bewertungsklassen nach Tabelle 3.

Tabelle 3 Zuordnung des Saprobienindex (SI_{korr}) zu den Güteklassen und Saprobiestufen.

Saprobienindex (SI_{korr})	Güteklasse	Saprobiestufe
bis 1,25	I	xeno- bis oligosaprobe Stufe
1,26 bis 1,75	I bis II	oligo- bis betamesosaprobe Stufe
1,76 bis 2,25	II	betamesosaprobe Stufe
2,26 bis 2,75	II bis III	betameso- bis alphamesosaprobe Stufe
2,76 bis 3,25	III	alphamesosaprobe Stufe
3,26 bis 3,75	III bis IV	alphameso- bis polysaprobe Stufe
über 3,75	IV	polysaprobe Stufe

BEISPIEL:
Ermittlung des Saprobienindex SI_{korr} und Zuordnung zur Güteklasse:

An einer Probestelle treten 46 Ciliatenarten auf, die Summe der Abundanzwerte aller Taxa ist 56 und der Saprobienindex SI nach Zelinka & Marvan [14] beträgt 2,6. Entsprechend der Formel (2) ist die Differenz $D_{\mathrm{A-T}}$ = 56 - 46 = 10. Nach Tabelle 2 ergibt sich für diese Differenz ein Korrekturfaktor KF von -0,5. Nach Formel (3) ist der korrigierte Saprobienindex SI_{korr} = 2,6 + (-0,5) = 2,6 - 0,5 = 2,1. Gemäß Tabelle 3 wird das Gewässer nach der Ciliatenzönose der Güteklasse II (Klassengrenzen 1,76 bzw. 2,25) zugeordnet.

Wird der Saprobienindex nach den Gesichtspunkten der Wasserrahmenrichtlinie diskutiert, ist das Ergebnis in Bezug zum saprobiellen Grundzustand zu setzen.

8.4 Andere Auswertungsverfahren

Die Grunddaten (Artendiversität, Abundanz) eignen sich auch zur Auswertung mit anderen Methoden der Gemeinschaftsanalyse, zB multivariate Verfahren, Multi-Dimensional Scaling (MDS), Dominanz, Biomasse und Diversitätsindizes (zB Schwerdtfeger [13] und Clarke & Warwick [4]).

Anhang A (informativ): Taxaliste Ciliaten (Protozoa) (nach Fauna Aquatica Austriaca)

Gewässer: Probenahmestelle: Datum:

H1 (Habitat 1): H2 (Habitat 2): H3 (Habitat 3):

Tabelle A.1 (fortgesetzt auf Seiten 11 – 13)

Taxon	Individuen je 400mm^2			A
	H1	H2	H3	
Acineria incurvata				
Acineria uncinata				
Acineta flava				
Acineta grandis				
Acineta tuberosa				
Actinobolina radians				
Actinobolina vorax				
Amphileptus carchesii				
Amphileptus claparedii				
Amphileptus pleurosigma				
Amphileptus procerus				
Amphileptus punctatus				
Askenasia volvox				
Aspidisca cicada				
Aspidisca lynceus				
Aspidisca turrita				
Astylozoon fallax				
Astylozoon faurei				
Balanion planctonicum				
Blepharisma coeruleum				
Blepharisma lateritium				
Bothrostoma undulans				
Brachonella spiralis				
Bursaria truncatella				
Bursaridium pseudobursaria				
Bursellopsis spumosa				
Caenomorpha spp.				
Calyptotricha lanuginosa				
Campanella umbellaria				
Carchesium pectinatum				
Carchesium polypinum				
Chaenea stricta				
Chaetospira muelleri				
Chaetospira remex				
Chilodonella uncinata				
Chilodontopsis depressa				
Chlamydonella alpestris				
Chlamydonellopsis plurivacuolata				
Cinetochilum margaritaceum				

Taxon	Individuen je 400mm^2			A
	H1	H2	H3	
Climacostomum virens				
Codonella cratera				
Coleps hirtus				
Coleps nolandi				
Coleps spetai				
Colpidium colpoda				
Colpidium kleini				
Colpoda cucullus				
Colpoda ecaudata				
Colpoda inflata				
Colpoda magna				
Colpoda steinii				
Cothurnia annulata				
Ctedoctema acanthocryptum				
Cyclidium glaucoma				
Cyclidium heptatrichum				
Cyrtolophosis mucicola				
Dendrosoma radians				
Dexiostoma campylum				
Dexiotricha granulosa				
Dexiotrichides centralis				
Didinium nasutum				
Dileptus margaritifer				
Discomorphella pectinata				
Disematostoma buetschli				
Disematostoma tetraedricum				
Drepanomonas revoluta				
Dysteria fluviatilis				
Enchelyodon elegans				
Enchelyomorpha vermicularis				
Enchelys gasterosteus				
Epalxella spp.				
Epenardia myriophylli				
Epistylis chrysemydis				
Epistylis coronata				
Epistylis digitalis				
Epistylis entzii				
Epistylis galea				
Epistylis hentscheli				

Taxon	Individuen je 400mm²			A
	H1	H2	H3	
Epistylis nympharum				
Epistylis plicatilis				
Epistylis procumbens				
Euplotes aediculatus				
Euplotes affinis				
Euplotes eurystomus				
Euplotes moebiusi				
Euplotes patella				
Frontonia acuminata				
Frontonia angusta				
Frontonia atra				
Frontonia leucas				
Gastronauta clatratus				
Gastronauta membranaceus				
Gastrostyla mystacea				
Gastrostyla steinii				
Glaucoma reniforme				
Glaucoma scintillans				
Halteria chlorelligera				
Halteria grandinella				
Hastatella radians				
Heliophrya minima				
Heliophrya rotunda				
Hexiotricha caudata				
Histriculus vorax				
Holophrya discolor				
Holophrya ovum				
Holophrya teres				
Holosticha kessleri				
Holosticha monilata				
Holosticha multistilata				
Holosticha pullaster				
Homalozoon vermiculare				
Hypotrichidium conicum				
Kahlilembus attenuatus				
Kerona pediculus				
Lacrymaria olor				
Lagenophrys vaginicola				
Lagynophrya acuminata				
Lagynus elegans				
Lembadion bullinum				
Lembadion lucens				
Lembadion magnum				
Leptopharynx costatus				
Linostoma vorticella				
Litonotus alpestris				
Litonotus crystallinus				
Litonotus cygnus				
Litonotus fusidens				
Litonotus lamella				

Taxon	Individuen je 400mm²			A
	H1	H2	H3	
Litonotus varsaviensis				
Loxocephalus luridus				
Loxodes spp.				
Loxophyllum helus				
Loxophyllum meleagris				
Loxophyllum utriculariae				
Marituja pelagica				
Mesodinium acarus				
Mesodinium pulex				
Metacineta cuspidata				
Metacineta mystacina				
Metopus spp. sensu lato				
Microthorax pusillus				
Monilicaryon monilatus				
Monodinium balbiani				
Nassula ornata				
Nassula picta				
Nassulopsis elegans				
Obertrumia aurea				
Odontochlamys alpestris				
Opercularia articulata				
Opercularia coarctata				
Opercularia nutans				
Ophrydium crassicaule				
Ophrydium eutrophicum				
Ophrydium sessile				
Ophrydium versatile				
Ophryoglena sp.				
Opisthonecta henneguyi				
Oxytricha chlorelligera				
Oxytricha fallax				
Oxytricha ferruginea				
Oxytricha haematoplasma				
Oxytricha hymenostoma				
Oxytricha saprobia				
Oxytricha setigera				
Oxytricha similis				
Paracolpidium truncatum				
Paradileptus elephantinus				
Paramecium aurelia-Komplex				
Paramecium bursaria				
Paramecium caudatum				
Paramecium putrinum				
Parapodophrya soliformis				
Paraurostyla viridis				
Paraurostyla weissei				
Pelagohalteria cirrifera				
Pelodinium reniforme				
Phascolodon vorticella				
Phialina sp.				

Taxon	Individuen je 400mm²			A
	H1	H2	H3	
Philasterides armatus				
Placus luciae				
Plagiocampa rouxi				
Plagiopyla nasuta				
Platycola decumbens				
Platynematum sociale				
Platyophrya vorax				
Pleuronema coronatum				
Pleuronema crassum				
Pleurotricha grandis				
Podophrya fixa				
Podophrya maupasii				
Prodiscophrya collini				
Prorodon ellipticus				
Prorodon niveus				
Pseudoblepharisma tenue				
Pseudochilodonopsis algivora				
Pseudochilodonopsis fluviatilis				
Pseudochilodonopsis piscatoris				
Pseudocohnilembus pusillus				
Pseudomicrothorax agilis				
Pseudovorticella chlamydophora				
Pseudovorticella monilata				
Pyxicola carteri				
Rhabdostyla inclinans				
Saprodinium spp.				
Sathrophilus muscorum				
Scyphidia rugosa				
Spathidium sensu lato				
Sphaerophrya magna				
Spirostomum ambiguum				
Spirostomum caudatum				
Spirostomum minus				
Spirostomum teres				
Staurophrya elegans				
Steinia platystoma				
Stentor amethystinus				
Stentor coeruleus				
Stentor igneus				
Stentor muelleri				
Stentor multiformis				
Stentor niger				
Stentor polymorphus				
Stentor roeselii				
Sterkiella histriomuscorum				

Taxon	Individuen je 400mm²			A
	H1	H2	H3	
Stichotricha aculeata				
Stichotricha secunda				
Stokesia vernalis				
Strobilidium caudatum				
Strobilidium humile				
Strombidium viride				
Stylonychia mytilus-Komplex				
Stylonychia pustulata				
Stylonychia putrina				
Stylonychia stylomuscorum				
Stylonychia vorax				
Tachysoma bicirratum				
Tachysoma pellionellum				
Tetrahymena pyriformis-Komplex				
Thigmogaster oppositevacuolatus				
Thigmogaster potamophilus				
Thuricola folliculata				
Thuricola kellicottiana				
Thuricola vasiformis				
Tintinnidium fluviatile				
Tintinnidium pusillum				
Tintinnidium semiciliatum				
Tintinnopsis cylindrata				
Tokophrya carchesii				
Tokophrya infusionum				
Tokophrya lemnarum				
Tokophrya quadripartita				
Trachelius ovum				
Trachelophyllum apiculatum				
Trichodina pediculus				
Trimyema compressum				
Trithigmostoma cucullulus				
Trithigmostoma srameki				
Trithigmostoma steini				
Trochilia minuta				
Trochilioides recta				
Tropidoatractus acuminatus				
Urocentrum turbo				
Uroleptus gallina				
Uroleptus musculus				
Uroleptus piscis				
Uroleptus rattulus				
Uronema nigricans				
Urostyla grandis				
Urotricha agilis				

Taxon	Individuen je 400mm^2			A
	H1	H2	H3	
Urotricha armata				
Urotricha farcta				
Urotricha furcata				
Urotricha globosa				
Urotricha ovata				
Urozona buetschlii				
Vaginicola ingenita				
Vaginicola tincta				
Vorticella aquadulcis-Komplex				
Vorticella campanula				
Vorticella convallaria-Komplex				
Vorticella fromenteli				
Vorticella infusionum-Komplex				
Vorticella marginata				
Vorticella mayeri				
Vorticella microstoma-Komplex				
Vorticella natans				
Vorticella octava-Komplex				
Vorticella picta				
Zoothamnium arbuscula				
Zoothamnium kentii				
Zoothamnium procerius				
Zosterodasys transversa				

Taxon	Individuen je 400mm^2			A
	H1	H2	H3	
Weitere Taxa				

Anhang B (informativ): Literatur

[1] Berger H. & W. Foissner (2003): Illustrated guide and ecological notes to ciliate indicator species (Protozoa, Ciliophora) in running waters, lakes, and sewage plants. – Handbuch Angewandte Limnologie, 17. Erg.Lfg. 10/03: 160 pp.

[2] Berger H., W. Foissner & F. Kohmann (1997): Bestimmung und Ökologie der Mikrosaprobien nach DIN 38410. – Verlag G. Fischer, Stuttgart. 291 pp.

[3] Blatterer H. (1995): Verbessertes Verfahren zur Berechnung des Saprobienindex mittels Ciliaten (Ciliophora, Protozoa). – Lauterbornia, 20: 23–36.

[4] Clarke K.R. & R. M. Warwick (2001): Change in marine communities: An approach to statistical analysis and interpretation. – 2nd Edition. Primer-E Ltd, Plymouth.

[5] Foissner W., H. Blatterer, H. Berger & F. Kohmann (1991): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichida, Colpodea. – Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 1/91: 478 pp.

[6] Foissner W., A. Unterweger & T. Henschel (1992a): Comparison of direct stream bed and artificial substrate sampling of ciliates (Protozoa, Ciliophora) in a mesosaprobic river. – Limnologica, 22: 97–104.

[7] Foissner W., H. Berger & F. Kohmann (1992b): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Band II: Peritricha, Heterotrichida, Odontostomatida. – Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 5/92: 502 pp.

[8] Foissner W., H. Berger & F. Kohmann (1994): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Band III: Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida. – Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 1/94: 548 pp.

[9] Foissner W., H. Berger, H. Blatterer & F. Kohmann (1995): Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems - Band IV: Gymnostomatea, *Loxodes*, Suctoria. – Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 1/95: 540 pp.

[10] Foissner W., H. Berger & J. Schaumburg (1999): Identification and ecology of limnetic plankton ciliates. – Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft, 3/99: 793 pp.

[11] Foissner W., H. Berger, H. Blatterer & F. Kohmann (2002): Ciliophora. In: Moog O. (ed.): Fauna Aquatica Austriaca, 2. Lieferung, Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wasserwirtschaftskataster, Wien. 45 pp.

[12] Moog O., J. Chovanec, J. Hinteregger & A. Römer (1999): Richtlinie zur Bestimmung der saprobiologischen Gewässergüte von Fliessgewässern. – Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft. Wasserwirtschaftskataster, Wien. 144 pp.

[13] Schwerdtfeger F. (1975): Synökologie. Struktur, Funktion und Produktivität mehrartiger Tiergemeinschaften mit einem Anhang: Mensch und Tiergemeinschaft. – Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlin. 451 pp.

[14] Zelinka M. & P. Marvan (1961): Zur Präzisierung der biologischen Klassifikation der Reinheit fließender Gewässer. – Arch. Hydrobiol., 57: 389–407.