

Risikobewertung von Chemikalien mit Fließgewässermodellökosystemen

Die Entwicklung eines Mesokosmos-Testsystems
und
eine Pilotstudie mit dem Tierarzneimittel Ivermectin

Dissertation zur Erlangung des akademischen Grades
eines Doktors der Naturwissenschaften (Dr. rer. nat.)
im Fachbereich Biologie und Chemie
an der
Justus-Liebig-Universität Gießen

Vorgelegt von
Philipp Janz

1. Gutachter: Prof. Dr. Hans-Werner Koyro
2. Gutachter: Prof. Dr. Klaus Peter Ebke

Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis.....	I
Abbildungsverzeichnis.....	V
Tabellenverzeichnis.....	VII
Abkürzungsverzeichnis.....	X
Zusammenfassung.....	XI
Abstract.....	XIII
Einleitung.....	1
Die Auswirkungen des Menschen auf Binnengewässer.....	1
Kurze Charakterisierung des Ökosystems Fließgewässer.....	2
Strömung.....	2
Makrozoobenthos.....	2
Abhängigkeit vom Einzugsgebiet.....	3
Bedeutung und Bedrohung von kleinen Fließgewässern.....	5
Auswirkungen von Chemikalien auf die Umwelt.....	5
Chemikalien-Gesetzgebung zum Schutz der Umwelt.....	7
Prinzipien der prospektiven Umweltrisikobewertung.....	8
Pflanzenschutzmittel (PSM).....	8
Tierarzneimittel (TAM).....	10
Aquatische Modellökosysteme in der Umweltrisikobewertung.....	12
Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ).....	15
Anforderungen an ein aquatisches Modellökosystem.....	16
Zielsetzung der Arbeit.....	18
Material und Methoden.....	21
Standort der Freiland-Versuchsanlage.....	21
Wetterdaten am Standort.....	21
Technische Umsetzung der Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ).....	21
Prototyp A mit horizontaler Pumpe.....	21
Prototyp B mit Schaufelradantrieb.....	22
Versuche zur Optimierung der Strömungsverhältnisse.....	24
Herkunft und Zusammensetzung von Wasser, Sediment und Substrat.....	25
Besiedlung der Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ).....	25
Auswahl und kurze Charakterisierung der Herkunftsgewässer.....	25
Einbringen der Organismen in die Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ).....	26

II Inhaltsverzeichnis

Zeitliche Abläufe der FGMÖ-Versuche	27
Messung der physikochemischen Wasserparameter	28
Erfassung der biologischen Endpunkte	29
Suspendierte Algen	29
Periphyton	29
Verzögerte Fluoreszenz-Anregungsspektrometrie.....	29
Zooplankton	29
Makrozoobenthos	29
Emergierte Insekten	30
Gammariden-Bioassay	31
Organismische Drift.....	31
Mikrobielle Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (<i>Alnus glutinosa</i>).....	31
Vergleich mit statischen Mesokosmen	32
Vergleich mit Referenzbächen	32
Datenauswertung	33
Diversitätsindices	33
Ähnlichkeitsmaße	33
Zuordnung der Variabilität in den Makrozoobenthos-Datensätzen	34
SPEAR-Ansatz	34
Artspezifische Eigenschaften.....	35
Statistische Stärke: Minimum Detectable Difference (MDD).....	35
Statistischer Nachweis von Unterschieden	37
Evaluation der Effekte	39
Applikation und Rückstandanalytik von Ivermectin.....	40
Teil A - Die Entwicklung der Fließgewässermodellökosysteme	43
A.1 Erster Testdurchlauf mit Prototyp A mit Pumpenantrieb.....	45
A.1 Einleitung	45
A.1 Ergebnisse	45
Abiotische Parameter.....	45
Makrozoobenthos	46
Emergierte Insekten	48
Zooplankton	49
Suspendierte Algen	49
Periphyton	50
A.1 Diskussion.....	50
Abiotische Parameter.....	50
Makrozoobenthos	51
Emergierte Insekten	53
Zooplankton	53
Algen	53
A.1 Fazit	54

A.2 Optimierung des Endpunkts Makrozoobenthos	55
A.2 Einleitung	55
A.2 Ergebnisse	55
Abiotische Parameter	55
Makrozoobenthos	56
Emergierte Insekten	58
A.2 Diskussion.....	59
Abiotische Parameter	59
Makrozoobenthos	59
A.2 Fazit	60
A.3 Optimierung der Strömungsverhältnisse.....	63
A.3 Einleitung	63
A.3 Ergebnisse	63
A.3 Diskussion.....	66
A.3 Fazit	66
A.4 Testdurchlauf mit Prototyp B mit Schaufelradantrieb.....	67
A.4 Einleitung	67
A.4 Ergebnisse	68
Abiotische Parameter	68
Makroinvertebraten.....	68
Gammariden-Bioassay	78
Emergierte Insekten	79
Primärproduzenten	80
Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (<i>Alnus glutinosa</i>)	81
A.4 Diskussion.....	81
Abiotische Parameter	81
Makrozoobenthos	82
Eignung der FGMÖ für die Umweltrisikobewertung	83
Fazit	90
Teil B - Pilotstudie mit dem Tierarzneimittel Ivermectin	91
B Einleitung.....	93
B Ergebnisse	95
Hintergrundparameter	95
Rückstandsanalytik von Ivermectin.....	95
Organismische Drift.....	96
Makrozoobenthos	96
Gammariden-Bioassay	98
Emergierte Insekten	98
Primärproduzenten	101

IV Inhaltsverzeichnis

Verhältnis zwischen Primärproduktion und Respiration.....	102
Abbaurrate von Blättern der Schwarz-Erle (<i>Alnus glutinosa</i>)	102
B Diskussion.....	102
Umweltverhalten von Ivermectin	102
Effekte von Ivermectin	103
Evaluation der Studie	106
Risikobewertung für kleine Fließgewässer.....	107
B Fazit	110
Abschlussfazit und Ausblick.....	111
Literaturverzeichnis.....	117
Danksagung	135
Eidesstattliche Erklärung.....	137
Anhang	139

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Querschnitt durch ein Fließgewässer mit seiner angrenzenden Umwelt.....	4
Abb. 2: Verwertungskette von allochthon eingetragener organischer Substanz wie Falllaub in einem Fließgewässer.	4
Abb. 3: Adverse Outcome Pathways (AOP): die Verbindung von Exposition, biologischen Vorgängen und adversen Effekten.	5
Abb. 4: Schicksal einer Chemikalie in der Umwelt. Neben dem Transport zwischen den verschiedenen Umweltkompartimenten sind die Prozesse in den einzelnen Systemen von Bedeutung (FENT 2013).	7
Abb. 5: Auswahl an Methoden zur Untersuchung von toxischen Auswirkungen von Umweltchemikalien auf unterschiedliche biologische Organisationsebenen und ihre ökologische Relevanz, Sensitivität, Reaktionszeit und Replizierbarkeit.	12
Abb. 6: Prototyp A.....	21
Abb. 7: Technische Zeichnung des FGMÖ-Prototyps A (Aufsicht).	22
Abb. 8: Technische Zeichnungen des FGMÖ-Prototyps B: Aufsicht (von Prof. Rodriguez, Hochschule RheinMain) und Längsprofil eines FGMÖ sowie Querprofil eines Moduls mit vier FGMÖ (jeweils von Stahl- und Metallbau Müller).	23
Abb. 9: Modul mit vier Fließgewässermodellökosystemen des Prototyps B mit Schaufelradantrieb.	23
Abb. 10: Aufsicht und Längsprofil des FGMÖ-Prototyps A mit Schaufelrad, Leitblechen und Gleichrichter.....	24
Abb. 11: Photographien von Emergenzfallentyp A (links) und B (Mitte) sowie eine technische Zeichnung des höhenverstellbaren Emergenzfallentyps B (rechts).....	31
Abb. 12: Testdurchlauf I. Makrozoobenthos: Diversität. Anzahl der Arten (linke Achse) sowie Shannon-Index und Artgleichheit (rechte Achse).	46
Abb. 13: Testdurchlauf I: Gesamtabundanz des Makrozoobenthos und Abundanz ausgewählter Taxa.....	47
Abb. 14: Testdurchlauf I: Abundanz der emergierten Diptera sowie Ephemeroptera und Trichoptera..	48
Abb. 15: Testdurchlauf II. Makrozoobenthos: Diversität. Anzahl der Arten (linke Achse) sowie Shannon-Index und Artgleichheit (rechte Achse)	56
Abb. 16: Testdurchlauf II: Gesamtabundanz des Makrozoobenthos und Abundanz ausgewählter Taxa.....	57
Abb. 17: Testdurchlauf II: Makrozoobenthos: Streudiagramm der Aufnahmewerte PCA.....	57
Abb. 18: Versuch zur Strömungsoptimierung: Mathematische Beziehung zwischen Rotationsgeschwindigkeit des Schaufelrads [Umdrehungen/min] und dem Wasserdurchfluss [L/s] bei verschiedenen Wasserständen.	64
Abb. 19: Versuch zur Strömungsoptimierung: Strömungsquerprofile entlang der Fließstrecke auf der gegenüberliegenden Seite des Schaufelrads bei einem Wasserstand von 0.4 m.....	65
Abb. 20: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos. Verteilung der Ernährungstypen in den FGMÖ und den Referenzbächen.	70
Abb. 21: Testdurchlauf III: Makrozoobenthos. Streudiagramm der Aufnahmewerte einer PCA.	76
Abb. 22: Testdurchlauf III: Abundanz der emergierten Diptera und EPT-Taxa.	79
Abb. 23: Versuchsanlage mit neun Fließgewässermodellökosystemen mit Schaufelradantrieb.	94
Abb. 24: Gemessene und modellierte Konzentrationen der Testsubstanz Ivermectin im Wasser des Fließgewässermodellökosystems, in das 10 µg Ivermectin/L zur Untersuchung des Umweltverhaltens appliziert wurden.....	95
Abb. 25: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: Principal Response Curves (p=0.31, Monte-Carlo-Permutationen).....	97

VI Abbildungsverzeichnis

Abb. 26: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: Principal Response Curves ($p=0.82$, Monte-Carlo-Permutationen).....	99
--	----

Tabellenverzeichnis

Tab 1: Effekte von Neurotoxinen auf die verschiedenen biologischen Organisationsebenen.	6
Tab 2: Unsicherheiten bei der Exploration von Ergebnissen aus Standardlabortest auf das Freiland.	10
Tab 3: Mathematischer Zusammenhang zwischen Rotationsgeschwindigkeit der Schaufelräder (U), dem Wasserdurchfluss (Q) und der mittleren Fließgeschwindigkeit (v) bei unterschiedlichen Wasserständen.	22
Tab 4: Vertikale Lage der Messpunkte.....	24
Tab 5: Zusammensetzung des Wassers sowie Sediment und Substrat in den FGMÖ in den einzelnen Versuchen.	25
Tab 6: Größe der Makrozoobenthos-Substratkörbe (MZB-SK) und ihr Substrat in den jeweiligen FGMÖ-Studien.	27
Tab 7: Testdurchlauf I. Zeitplan für die Probenentnahme.	27
Tab 8: Testdurchlauf II. Zeitplan für Probenentnahmen.....	28
Tab 9: Testdurchlauf III. Zeitplan für die Probenentnahme.....	28
Tab 10: Pilotstudie mit Ivermectin. Zeitplan für die Probenentnahme.	28
Tab 11: Die fünf von der EFSA vorgeschlagenen MDD-Klassen (EFSA 2013).	36
Tab 12: Die drei MDD-Kategorien für Taxa in Mesokosmos-Experimenten nach BROCK et al. (2014).	37
Tab 13: Übersicht der statistischen Methoden zur Auswertung der Effekte in der Ivermectin-Studie.....	38
Tab 14: Testdurchlauf I. Die physikochemischen Wasserparameter: Mittelwerte der vier FGMÖ und die dazugehörigen Minimum Detectable Differences in Klammern.	46
Tab 15: Testdurchlauf I. Makrozoobenthos: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013).	47
Tab 16: Testdurchlauf I. Emergierte Insekten: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013).	49
Tab 17: Testdurchlauf I. Suspendierte Algen: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013).	49
Tab 18: Testdurchlauf I. Periphyton: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013).	50
Tab 19: Testdurchlauf II. Die physikochemischen Wasserparameter: Mittelwerte der vier FGMÖ und die dazugehörigen Minimum Detectable Differences in Klammern.	55
Tab 20: Testdurchlauf II. Makrozoobenthos: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013.	58
Tab 21: Vergleich zwischen Testdurchlauf I und II. Makrozoobenthos: Gesamtabundanz, Diversität, Ähnlichkeitsmaße und Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014).	60
Tab 22: Testdurchlauf III. Abiotische Wasserparameter in den drei FGMÖ-Testdurchläufen und in den Referenzbächen.	68
Tab 23: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Diversität in den FGMÖ und den Referenzbächen.	69
Tab 24: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Verteilung der Taxa-Eigenschaften, die mit den Erholungsprozessen einer Population in Verbindung stehen (Voltinismus, Flugfähigkeit, Drifthäufigkeit und Schwimmfähigkeit).	71
Tab 25: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Summe der Taxa, die gegenüber Insektiziden besonders empfindlich sind (intrinsische Sensitivität), ihr Anteil an der Taxa-Gesamtzahl sowie die Anzahl pro Probenentnahme.....	73

VIII Tabellenverzeichnis

Tab 26: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Summe der Taxa, deren Populationen besonders anfällig für Langzeiteffekte nach einer Pestizidexposition sind (Vulnerabilität), ihr Anteil an der Gesamtzahl der Taxa sowie die Anzahl dieser Taxa pro Probenentnahme.	74
Tab 27: Statische Mesokosmen: Menge und Anteil der Taxa, die gegenüber Insektiziden besonders sensitiv sind (intrinsische Sensitivität), und der Taxa, deren Populationen besonders anfällig für Langzeiteffekte nach einer Pestizidexposition sind (Vulnerabilität).	75
Tab 28: Testdurchlauf III. Vergleich mit Referenzbächen (RB): Stander-Koeffizienten als Maß für die Ähnlichkeit des Makrozoobenthos auf Ordnungsebene	76
Tab 29: Testdurchlauf III. Anzahl sensibler Makroinvertebraten-Taxa und SPEAR-Taxa die der MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 angehörten.	77
Tab 30: Testdurchlauf III. Makroinvertebraten-Taxa, die der MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 angehörten.	78
Tab 31: Testdurchlauf III. Gammariden-Bioassay: Mittelwerte der vier FGMÖ und die dazugehörigen Minimum Detectable Differences (MDDs).	78
Tab 32: Testdurchlauf III. Emergierte Insekten: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013.	79
Tab 33: Testdurchlauf III. Suspendierte Algen: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013	80
Tab 34: Testdurchlauf III. Periphyton: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013.	80
Tab 35: Testdurchlauf III. Mikrobielle Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (<i>Alnus glutinosa</i>): Mittelwerte (CV) der vier FGMÖ sowie des Gleen- und Krebsbachs im gleichen Zeitraum.	81
Tab 36: Vergleich zwischen den Testdurchläufen I, II und III. Makrozoobenthos: Gesamtabundanz, Diversität, Ähnlichkeitsmaße und Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014).....	83
Tab 37: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$) für die Endpunkte auf der Gemeinschaftsebene.	97
Tab 38: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: p-Werte der Redundanzanalysen für jeden Probenentnahmetag (Monte-Carlo-Permutationen) und NOECs für die Gemeinschaftsstruktur.	97
Tab 39: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$) und in Klammern die dazugehörige MDD für jedes Taxon in der MDD-Kategorie (Kat) 1 und 2 nach BROCK et al. (2014).....	98
Tab 40: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$) für die Endpunkte auf der Gemeinschaftsebene.	99
Tab 41: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: p-Werte der Redundanzanalysen für jeden Probenentnahmetag (Monte-Carlo-Permutationen) und NOECs für die Gemeinschaftsstruktur.	100
Tab 42: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$), in Klammern die dazugehörige MDD sowie die Einteilung der Taxa in die MDD-Kategorien (Kat) nach BROCK et al. (2014).	100
Tab 43: Pilotstudie mit Ivermectin. Suspendierte Algen: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$), in Klammern die dazugehörige MDD sowie die Einteilung der Endpunkte in die MDD-Kategorien (Kat) nach BROCK et al. (2014).....	101
Tab 44: Pilotstudie mit Ivermectin. Periphyton: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$), in Klammern die dazugehörige MDD sowie die Einteilung der Endpunkte in die MDD-Kategorien (Kat) nach BROCK et al. (2014).....	101
Tab 45: Pilotstudie mit Ivermectin: Mikrobielle Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (<i>Alnus glutinosa</i>) und die dazugehörigen NOECs und MDDs (Williams-Test, $p < 0.05$).....	102
Tab 46: Pilotstudie mit Ivermectin. Einteilung der beobachteten Effekte in die Effektklassen.....	108

Tab 47: Risikobewertung von Ivermectin für kleine Fließgewässer anhand der in dieser Studie beobachteten Effekte..... 109

Abkürzungsverzeichnis

ACV:	Average Coefficient of Variation
ANOVA:	Analysis of variance
CPOM:	Coarse Particular Organic Matter
CV:	Coefficient of Variation
DOM:	Dissolved Organic Matter
DT ₅₀ :	Dissipation Time of 50%
EC ₅₀ :	Half maximal Effective Concentration
EFSA:	European Food Safety Authority
ERO:	Ecological Recovery Option
ETO:	Ecological Threshold Option
FGMÖ:	Fließgewässermodellökosystem
FOCUS:	FORum for the Co-ordination of pesticide fate models and their Use
FPOM:	Fine Particular Organic Matter
IfG:	Institut für Gewässerschutz Mesocosm GmbH
Ind/Probe:	Individuen pro Probenentnahme
Ind:	Individuen
LAWA:	Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser
LOEC:	Lowest Observed Effect Concentration
MDD:	Minimum Detectable Difference
MZB-SK:	Makrozoobenthos-Substratkorb
NOEAEC:	No Observed Ecologically Adverse Effect Concentration
NOEC:	No Observed Effect Concentration
PAP:	Photoaktive Pigmente
PCA:	Principal Component Analysis
PEC:	Predicted Environmental Concentration
PNEC:	Predicted No Effect Concentration
PRC:	Principal Response Curve
PSM:	Pflanzenschutzmittel
RAC:	Regulatory Acceptable Concentration
RDA:	Redundancy Analysis
REACH:	Registration, Evaluation, Authorisation and Restriction of Chemicals
SPEAR:	SPEcies At Risk
SSD:	Species Sensitivity Distribution
TAM:	Tierarzneimittel

Zusammenfassung

Der Erhalt von Binnengewässern mit ihren Artengemeinschaften zählt zu den zentralen Herausforderungen unserer Zeit, da mit ihnen Ökosystemdienstleistungen verbunden sind, die grundlegend für das Wohlergehen der Menschheit sind. Kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften sind ein elementarer Bestandteil von Fließgewässernetzwerken und werden unter anderem bedroht durch den Eintrag von Agrochemikalien wie Pflanzenschutzmitteln (PSM) und Tierarzneimitteln (TAM). Um negative Auswirkungen auf die Umwelt zu verhindern, schreibt die europäische Gesetzgebung vor, PSM und TAM einer Umweltrisikobewertung (URB) zu unterziehen, bevor sie zum Verkauf zugelassen werden. Dabei wird ein pragmatischer, mehrstufiger Ansatz gewählt: Zunächst wird das Risiko unter Worst-Case Annahmen anhand von einfachen Standard-Labortests abgeschätzt. Wird in der Grundstufe ein erhöhtes Risiko identifiziert, kann die URB durch aufwendigere, realistischere Testverfahren („Higher Tier Tests“) präzisiert werden. In der höchsten Stufe der aquatischen URB kommen Modellökosysteme zum Einsatz, in denen die Effekte von Testsubstanzen möglichst realitätsnah abgebildet werden sollen. Für die URB von PSM werden hauptsächlich Modellökosysteme verwendet, die stehende Gewässer simulieren, obwohl PSM auch in Fließgewässer gelangen und diese sich von stehenden Gewässern fundamental in ihrer Ökologie unterscheiden. Eine Untersuchung der Effekte von TAM in Modellökosystemen, die fließende Gewässer nachahmen, ist nicht bekannt.

Deshalb sollten in der vorliegenden Arbeit Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ) aufgebaut werden, mit denen sich das Risiko von PSM oder TAM für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften möglichst präzise abschätzen lässt. Den Vorgaben der Europäischen Behörde für Lebensmittelsicherheit (EFSA) folgend, sollten Modellökosysteme sowohl eine repräsentative Biozönose enthalten als auch über eine statistische Stärke verfügen, die ausreicht, um potentielle Effekte auf mindestens acht sensitive Taxa nachweisen zu können. In dieser Arbeit wurde der Fokus auf das Makrozoobenthos einschließlich der EPT (Ephemeroptera, Plecoptera und Trichoptera) Taxa gelegt, da diese Organismengruppe ein guter Indikator für die Integrität eines Fließgewässers ist und besonders sensitiv auf PSM und TAM mit insektizider Wirkung reagiert. Die Hauptziele dieser Arbeit waren: Erstens, die Etablierung einer Freilandanlage mit FGMÖ, die den zentralen Vorgaben der EFSA an ein Mesokosmos-Prüfsystem hinsichtlich der Repräsentativität und der statistischen Stärke für Substanzen mit insektizider Wirkung entspricht, und zweitens, die Eignung des Testsystems für die aquatische Risikobewertung in einer Pilotstudie mit einer entsprechenden Prüfsubstanz zu demonstrieren. Dazu wurden die Methoden zur Versuchsdurchführung (Besiedlung der FGMÖ, Probenentnahmetechniken, Antrieb zur Erzeugung der Strömung etc.) in mehreren Testdurchläufen entwickelt und optimiert. Abschließend wurden die Effekte des TAM Ivermectin, des am häufigsten angewendeten Antiparasitikums, auf das Ökosystem Fließgewässer untersucht.

Für den ersten Testdurchlauf wurden vier geschlossene Kreislaufsysteme aus Edelstahl errichtet, in denen der Wasserfluss durch horizontale Pumpen erzeugt wurde. Wasser, Sediment und Organismen stammten aus natürlichen Gewässern. Als Endpunkte wurden physikochemische Wasserparameter, das Periphyton, die suspendierten Algen, das Zooplankton, das Makrozoobenthos und die emergierten Insekten erfasst. Die Auswertung des fünfwöchigen Versuches ergab, dass Wassertemperatur und pH-Wert signifikant höher lagen als in natürlichen Referenzbächen, während die Fließgeschwindigkeit deutlich geringer war. Im Makrozoobenthos waren zwar die typischen Ordnungen vertreten, doch die Diversität war geringer als in den Referenzbächen. Die Berechnung der minimalen Unterschiede, die statistisch hätten erfasst werden können (MDDs: Minimum

Detectable Differences), zeigte, dass die statistische Stärke für eine adäquate Risikobewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung nicht ausreichend war.

Um die Datenlage beim Makrozoobenthos zu verbessern, wurde die Methodik für die Besiedlung der FGMÖ und zur Probenentnahme modifiziert. Dadurch wurde die Diversität des Makrozoobenthos im zweiten sechswöchigen Testdurchlauf gegenüber dem ersten signifikant erhöht. Zudem reichte die statistische Stärke, um potentielle Effekte auf 14 gegenüber Insektiziden besonders sensiblen Taxa nachzuweisen, ein Plecoptera-Taxon war jedoch nicht darunter.

Der nächste Entwicklungsschritt der FGMÖ bestand in der Umrüstung auf ein Antriebssystem mit Elektromotor und Schaufelrad, mit dem naturnahe Strömungsverhältnisse generiert und die mittlere Fließgeschwindigkeit stufenlos geregelt werden konnten. Des Weiteren gelang es durch Strömungsgleichrichter und Leitbleche sehr gut replizierbare Strömungsverhältnisse zu erzeugen.

Im dritten, achtwöchigen Testdurchlauf mit vier Replikaten des strömungsoptimierten Prototyps wurde eine Makrozoobenthos-Gemeinschaft nachgewiesen, die in Bezug auf die taxonomische Zusammensetzung, die funktionellen Gruppen, den Anteil sensibler Arten und die Verteilung von Voltinismus und Ausbreitungspotential repräsentativ für Bäche in Agrarlandschaften war. Anhand der MDD-Analyse wurde ersichtlich, dass insgesamt 21 Taxa, davon 15 Arthropoden einschließlich jeweils zwei EPT-Taxa, die Voraussetzungen für eine statistisch belastbare Auswertung erfüllten. Eine insektizidklassenspezifische Betrachtung bestätigte, dass die statistische Stärke bei Pyrethroiden (11 sensitive Taxa, davon 10 Taxa mit geringem Erholungspotential), Organophosphaten (15/10), Carbamaten (14/10), Organochlorinen (15/10) und Neonicotinoiden (11/7) groß genug war, um potentielle Effekte bei mehr als acht sensiblen Taxa nachzuweisen. Darüber hinaus belegte eine Gegenüberstellung mit zeitgleich durchgeführten statischen Mesokosmos-Studien, dass sich das Makrozoobenthos in den FGMÖ mit wesentlich höherer ökologischer und statistischer Aussagekraft analysieren lässt als in Mesokosmen, die stehende Gewässer nachahmen.

Im letzten Teil der vorliegenden Arbeit wurden die Effekte von Ivermectin in einem zehnwöchigen Experiment mit neun FGMÖ untersucht. Ivermectin ist aufgrund seines Wirkmechanismus besonders toxisch für Arthropoden und Nematoden. Nach einmaliger Applikation von 30 ng Ivermectin/L traten in den FGMÖ leichte Kurzzeiteffekte auf Ephemeroptera, Trichoptera und die Makrozoobenthos-Gemeinschaft auf sowie Langzeiteffekte ohne Erholung auf die mikrobielle Abbaurrate partikulärer organischer Substanz. Die signifikant erhöhte mikrobielle Abbaurrate wurde vermutlich indirekt durch eine Abnahme der Abundanz von bakterivoren Nematoden hervorgerufen. Anhand der höchsten Testkonzentration, bei der keinerlei Effekte auftraten (NOEC: No Observed Effect Concentration, 3.3 ng Ivermectin/L), wurde mithilfe eines Bewertungsfaktors von zwei ein aus regulatorischer Sicht akzeptabler Grenzwert (PNEC: Predicted No Effect Concentration) von 1.65 ng Ivermectin/L abgeleitet. In Abhängigkeit vom Anwendungs- und Expositionsszenario werden <0.2-29 ng Ivermectin/L in Fließgewässern erwartet. Das Überschreiten der PNEC bei fünf von acht Worst-Case Szenarien zeigte ein erhöhtes Risiko an. Ferner veranschaulichte die Pilotstudie mit Ivermectin, dass sich die FGMÖ für eine präzise aquatische Risikobewertung eignen.

Mit den hier vorgestellten Ergebnissen konnte belegt werden, dass die entwickelten FGMÖ den zentralen Vorgaben der EFSA an ein Mesokosmos-Prüfsystem entsprechen und eine URB mit hoher ökologischer und statistischer Aussagekraft ermöglichen. Damit stellen sie eine sinnvolle Ergänzung zu statischen Mesokosmen in höherstufigen Testverfahren zur aquatischen Risikobewertung von Chemikalien dar. Als nächstes sollten die FGMÖ zu Systemen mit temporärem Wasseraustausch ausgebaut werden, um Kurzzeit-Expositionsszenarien nachstellen zu können, wie sie häufig in Fließgewässern zu beobachten sind.

Abstract

The conservation of freshwater biodiversity is one of the greatest challenges of our time since it supports valuable ecosystem services ensuring welfare of mankind. Edge-of-field streams are key elements for the integrity of river networks and contribute significantly to regional biodiversity. Water pollution with agrochemicals, e.g. plant protection products (PPP) or veterinary medicinal products (VMP), is among the major threats to edge-of-field water bodies. In order to protect the environment the EU legislation demands an environmental risk assessment (ERA) for PPPs and VMPs in the course of approval procedures. The regulatory ERA is based on a pragmatic tiered approach: As a first step environmental risk is estimated from laboratory single species tests following worst case assumptions. In case first tier studies indicate unacceptable risk, RA can be refined by conducting more realistic higher tier studies. At the highest tier of the aquatic ERA model ecosystem (mesocosm) studies are used to evaluate effects in an environmentally particularly realistic manner. Higher tier aquatic RA for PPPs is often based on pond-like mesocosm studies although running waters are also exposed to PPP and differ clearly from lentic water bodies in terms of ecology. There is no published study investigating the impact of a VMP on aquatic organisms in a model ecosystem simulating a stream.

Thus, for the presented thesis a stream mesocosm test system was developed to allow an accurate RA of PPPs or VMPs for edge-of-field streams. In line with the guidance document on tiered RA for PPPs for aquatic organisms in edge-of-field surface waters published by the European Food Safety Authority (EFSA) the basic requirements for a reliable mesocosm study are a representative aquatic community and a statistical power sufficient to detect potential effects on at least eight sensitive species. The focus of this thesis was on benthic macroinvertebrates especially on EPT (Ephemeroptera, Plecoptera, and Trichoptera) taxa because they are often used to evaluate stream water quality and are very sensitive to PSM or TAM with insecticidal activity. The main goals of this thesis were: Firstly, to establish an outdoor stream mesocosm test facility that meets the criteria for reliable mesocosm studies with regard to representative biocoenosis and statistical power. Secondly, to proof the suitability of the stream mesocosms for the ERA for edge-of-field streams by a pilot study assessing the effects of a test substance with insecticidal activity. For these purposes methodologies for test execution (e.g. colonization of stream mesocosms with organisms, sampling techniques, and a technical system for water current generation) were developed and improved in several experiments. Finally, the effects of the most widely used antiparasitic VMP, ivermectin, on stream organisms and stream ecosystem functions were analysed.

In the first experiment four stream mesocosms were used in which the water flow was produced by horizontal pumps. Water, sediment and organisms were collected from natural water bodies. Measurement endpoints were physicochemical water parameters, periphyton, suspended algae, zooplankton, macroinvertebrates, and emerging insects. The results of the five week study showed that water temperature and pH values in the stream mesocosms were significantly higher as compared to natural reference streams whereas the current velocity was clearly lower. The typical taxonomic orders of stream macroinvertebrates were present in the test system but biodiversity was lower than in the reference streams. According to the estimated Minimum Detectable Differences (MDDs) the statistical power was insufficient for a reliable RA for substances with insecticidal activity.

The methodology for the colonization with and the sampling of macroinvertebrates was adjusted in a second six week experiment to address the deficiencies regarding the macroinvertebrate data

set. As a consequence, the macroinvertebrate diversity was significantly increased compared to the first experiment. Furthermore, the statistical power was high enough to detect potential effects on 14 taxa with high sensitivity to substances with insecticidal activity. However, no plecopteran taxa met the criteria for a statistically reliable evaluation.

In the next step, a system with a paddle wheel driven by an electric motor was developed to generate realistic flow conditions in the stream mesocosms and to control the current velocity continuously. In addition, a high reproducibility of flow conditions was achieved by installing baffles and flow conditioners.

In an eight week study using four replicates of the new stream mesocosms with paddle wheels a macroinvertebrate community could be observed reflecting edge-of-field streams in terms of taxonomic composition, functional feeding groups, sensitive species and species traits related to recovery (voltinism and migration potential). MDD analysis showed that a total of 21 taxa including 15 arthropods and two EPT taxa each fulfilled the criterion for a reliable statistical evaluation. The statistical power of the study was sufficient to detect potential effects on more than eight sensitive taxa for pyrethroids (11 sensitive taxa including 10 vulnerable taxa), organophosphates (15/10), carbamates (14/10), organochlorines (15/10), and neonicotinoids (11/7). A comparison to the results of three static mesocosm studies conducted at the same time proved that in stream mesocosms benthic macroinvertebrates are analyzed with higher ecological relevance and higher statistical power than in pond mesocosms.

In the last part of this thesis the effects of ivermectin were examined in a ten week study using nine stream mesocosms with paddle wheels. Due to its mode of action ivermectin is very toxic to nematodes and arthropods. After a single application of 30 ng ivermectin/L slight short term effects on Ephemeroptera, Trichoptera and the macroinvertebrate community as well as long term effects without recovery on the microbial degradation rate of organic matter were observed. The significant increase in the microbial degradation rate was most probably attributable to an indirect effect resulting from a decline in populations of bacterivorous nematodes. A predicted no effect concentration (PNEC) of 1.65 ng ivermectin/L was derived by applying an assessment factor of two to the no observed effect concentration (NOEC: 3.3. ng ivermectin/L). Depending on the application and exposure scenario environmental concentrations of ivermectin in streams are expected to be in the range of <0.2-29 ng ivermectin/L. In five out of eight worst-case scenarios the predicted environmental concentrations (PECs) were higher than the PNEC indicating unacceptable risk for edge-of-field streams. Moreover, the pilot study with ivermectin provided evidence for the suitability of the stream mesocosm test system for an appropriate aquatic RA.

In conclusion, the results presented in this thesis demonstrate that the developed stream mesocosm test system meets the key criteria for a reliable mesocosm study ensuring an ERA for edge-of-field streams with both high ecological relevance and sufficient statistical power. Therefore, the developed stream mesocosms are a useful tool for higher tier testing in addition to static mesocosms. Next, the stream mesocosms should be upgraded to systems with temporary water exchange to enable studies simulating pulse exposure scenarios typical for agricultural streams.

Einleitung

Einleitung

Vom Weltall betrachtet ist die Erde ein blauer Planet, weil mehr als zwei Drittel ihrer Oberfläche mit Wasser bedeckt sind. Das Süßwasser hat jedoch mit weniger als 3% nur einen äußerst geringen Anteil an den globalen Wassermassen. Vom Süßwasser sind wiederum ungefähr zwei Drittel als Schnee und Eis in den Polarkappen und Gletschern gebunden, fast ein weiteres Drittel gehört zum Grundwasser, die geringfügige Restmenge befindet sich in Oberflächengewässern (BAUMGARTNER 1996). Gemessen an ihrer Größe haben Binnengewässer jedoch einen überproportional großen Anteil an der globalen Biodiversität. Obwohl sie weniger als 1% der Erdoberfläche bedecken und nur 0.01% des weltweiten Wasservorrats ausmachen (GLEICK 1996), entsprechen die rund 126 000 darin identifizierten Tierarten knapp 10% aller beschriebenen Tierarten (DUDGEON et al. 2006; BALIAN et al. 2008). Ihre ausgeprägte Heterogenität und ihre häufig isolierte Lage machen Binnengewässer zu Lebensräumen mit einer hohen Anzahl an endemischen Arten und einer ungewöhnlich reichen Biodiversität (DUDGEON et al. 2006; STRAYER & DUDGEON 2010; STENDERA et al. 2012). Für den Menschen sind Binnengewässer mit ihrer Artenvielfalt von unschätzbarem Wert, da er sie auf vielseitige Weise nutzt und mit ihnen essentielle Ökosystemdienstleistungen wie die Nahrungsproduktion und die Bereitstellung von sauberem Trinkwasser verbunden sind (MILLENIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT 2005).

Die Auswirkungen des Menschen auf Binnengewässer

Der Zugang zu sauberem Trinkwasser ist eine der obligatorischen Voraussetzungen für Wohlstand und Gesundheit, ohne den Ge- und Verbrauch von Süßwasser wäre die menschliche Zivilisation undenkbar (MILLENIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT 2005). Doch die negativen globalen Auswirkungen auf die Umwelt, verursacht durch die demographische, technologische und ökonomische Entwicklung der Menschheit, sind auch bei den Binnengewässern unverkennbar (JACKSON et al. 2001; MEYBECK 2003). Die Einflussnahme des Menschen auf die Natur einschließlich der aquatischen Ökosysteme wurde im letzten Jahrhundert so groß, dass inzwischen von einem neuen, vom Menschen geprägten Erdzeitalter, dem Anthropozän gesprochen wird (CRUTZEN & STOERMER 2000; STEFFEN et al. 2007; LEWIS & MASLIN 2015). Vor allem die Zerstörung von Habitaten (z.B. durch vermehrte Landnutzung), die Veränderungen des Abflussregimes (z.B. durch das Errichten von Staudämmen), das Eindringen von invasiven Arten (z.B. durch den weltweiten Transport), die Übernutzung (z.B. durch extensive Wasserentnahme) und die Verschmutzung (z.B. durch biologische aktive Agrochemikalien) gefährden Binnengewässer und ihre Bewohner (DUDGEON et al. 2006; VÖRÖSMARTY et al. 2010). Der Artenverlust in Binnengewässern ist Teil der globalen Biodiversitätskrise (PIMM et al. 2014; CEBALLOS et al. 2015) und noch höher als in marinen oder terrestrischen Ökosystemen (DUDGEON et al. 2006; COLLEN et al. 2014). In Zukunft werden die wachsende Weltbevölkerung, der Klimawandel, die sozioökonomischen Veränderungen in den Schwellen- und Entwicklungsländern sowie der damit einhergehende Anstieg beim Wasser- und Nahrungsmittelbedarf einen erheblich zunehmenden Druck auf die ohnehin schon knappe Ressource Frischwasser im Speziellen und auf aquatische Ökosysteme im Allgemeinen ausüben (VÖRÖSMARTY et al. 2000; JACKSON et al. 2001; IPCC 2014). Vor diesem Hintergrund gehören die Versorgung mit sauberem Wasser, die Sicherstellung der Trinkwasserqualität und der Erhalt der aquatischen Ökosysteme zu den zentralen Herausforderungen des 21. Jahrhunderts (MILLENIUM ECOSYSTEM ASSESSMENT 2005; GRIGGS et al. 2013).

2 Einleitung

Fließgewässer gehören zu den vom Menschen am intensivsten genutzten und aufgrund von Landnutzung, Bergbau, Urbanisierung, Energieproduktion, wasserbaulichen Maßnahmen, Schifffahrt, Wasserentnahme und Schadstoffbelastung zu den am stärksten bedrohten Binnengewässern (MEYBECK 2003; ARTHINGTON et al. 2010). Ihr Schutz ist ein Schlüssel bei der Sicherstellung der Wasserversorgung des Menschen und der Bewahrung der aquatischen Biodiversität (DUDGEON et al. 2006; ARTHINGTON et al. 2010; VÖRÖSMARTY et al. 2010). Eine Voraussetzung für den Erhalt der Ökosysteme ist das Verständnis davon, wie sich Störfaktoren auswirken auf Biozöosen und ihre nicht lebende Umwelt, mit der sie als funktionelle Einheit in Wechselwirkung stehen.

Kurze Charakterisierung des Ökosystems Fließgewässer

Die permanente unidirektionale Bewegung des Wassers, eine an die Strömung angepasste Biozönose und die große Abhängigkeit von angrenzenden Ökosystemen sind die Hauptcharakteristika von Fließgewässern, die sie von anderen Binnengewässern abheben. Darüber hinaus lassen sie sich im Gegensatz zu stehenden Gewässern, die in vertikaler Richtung in verschiedene Zonen gegliedert werden, horizontal entlang ihrer Fließstrecke hydrologisch und nach ihrer Lebensgemeinschaft in unterschiedliche Abschnitte unterteilen (Längszonierung). In dieser Arbeit soll es vorrangig um die mittleren Fließgewässerabschnitte des Rhithrals gehen, die häufig in Agrarlandschaften vorzufinden sind.

Strömung

Die Strömung sorgt für eine kurze Verweildauer des Wassers, für eine permanente Durchmischung des gesamten Wasserkörpers und für Turbulenzen an der Wasseroberfläche, durch die ein intensiver Sauerstoffeintrag erfolgt. Weitere Folgen der Strömung sind der flussabwärts gerichtete Transport von Feststoffen und gelösten Substanzen sowie eine kontinuierliche Umgestaltung der Gewässermorphologie (SCHWOERBEL & BRENDENBERGER 2013). Die organismische Drift, das Verfrachten von lebenden Organismen in der fließenden Welle, ist ebenfalls ein fließgewässertypisches Phänomen, das mit der Strömung zusammenhängt. Die organismische Drift kann durch Zufall, durch das Verhalten der Organismen oder auch durch Störfaktoren ausgelöst werden (WATERS 1972; SCHÖNBORN 2003). Ferner ist die Strömung ein stark selektiver ökologischer Faktor, der von den Fließgewässerorganismen ein hohes Maß an Adaption erfordert (z.B. das Anheften oder Festhalten an Substrat oder die Minimierung des Strömungswiderstandes). Da viele fließgewässerbewohnende Organismen spezielle Anpassungen an die starke Wasserströmung entwickelt haben, ist die Biozönose der Fließgewässer einzigartig. Exemplarisch dafür steht das Makrozoobenthos, eine diverse Tiergruppe bodenassoziierter Invertebraten, die in Fließgewässern an den zentralen Energie- und Stoffflüssen beteiligt ist (SCHÖNBORN 2003; SCHWOERBEL & BRENDENBERGER 2013).

Makrozoobenthos

Die Organismen des Makrozoobenthos erfüllen in Abhängigkeit von ihrer bevorzugten Technik zur Nahrungsaufnahme und der daraus resultierenden primären Nahrungsressource unterschiedliche Funktionen im Ökosystem Fließgewässer. Ausgehend von dieser Beobachtung werden sie in verschiedene Ernährungsgilden eingeteilt (Cummins und Klug 1979; Wallace und Webster 1996).

Weidegänger, von denen viele zu den Schnecken (Gastropoda) zählen, schaben den Biofilm von festem Substrat ab. Prädatoren erbeuten andere lebende Organismen und sind innerhalb vieler taxonomischer Gruppen zu finden, u.a. innerhalb der Egel (Hirudinea), Libellen (Odonata) oder Schlammfliegen (Megaloptera). Zerkleinerer, z.B. Flohkrebse (*Gammarus* sp.) und Wasseraseln (*Asellus* sp.) ernähren sich überwiegend von grober partikulärer organischer Substanz (CPOM: Coarse Particular Organic Matter, >1 mm) wie herabgefallene Blätter. Die funktionelle Gruppe der Sammler und Sedimentfresser (z.B. Zuckmücken, Chironomidae) hingegen nutzt die feine partikuläre organische Substanz (FPOM: Fine Particular Organic Matter, <1mm) im Sediment und Detritus als Nahrungsquelle. Filtrierer (z.B. Köcherfliegen- und Eintagsfliegenlarven der Gattung Hydropsyche bzw. Ephemera) haben spezielle Auffangvorrichtungen (Netze oder Filterorgane) entwickelt, um suspendierte sehr kleine organische Partikel (UPOM: ultrafine particular organic matter) wie Algen, Bakterien oder Detritus aus dem Wasser zu filtern. Wie die Ernährungstypen Zerkleinerer, Sammler/Sedimentfresser und Filtrierer an der Verwertungskette von organischen Feststoffen beteiligt sind, ist im nächsten Abschnitt beschrieben.

Neben seiner ökologischen Bedeutung hat das Makrozoobenthos auch in der angewandten Limnologie eine entscheidende Funktion: Aufgrund des ubiquitären Vorkommens und der sensitiven, selektiven Reaktion bestimmter Arten auf die Veränderung spezifischer Umweltfaktoren wird das Makrozoobenthos häufig als Indikator für die Wasserqualität herangezogen, u.a. um die Belastung mit leicht abbaubaren organischen Substanzen (LENAT 1988; HERING et al. 2004; MEIER et al. 2006a; SCHÄFER et al. 2011) oder mit synthetischen Chemikalien nachzuweisen (VON DER OHE & LIESS 2004; LIESS & VON DER OHE 2005).

Abhängigkeit vom Einzugsgebiet

Der Stoffhaushalt von Fließgewässern mittlerer Ordnung wird weitestgehend von den geologischen, pedologischen und ökologischen Gegebenheiten in ihrem Einzugsgebiet bestimmt (Abb. 1). So unterscheiden sie sich grundlegend hinsichtlich ihres primären Chemismus, je nachdem, ob das Grundgestein ihres Einzugsgebiets hauptsächlich aus Silikat oder Kalk besteht. Silikatische Flüsse sind kalkarm, enthalten geringe Mengen an Elektrolyten, haben einen leicht sauren pH-Wert und nur eine sehr begrenzte Pufferkapazität. In Karbonat-Flüssen hingegen ist viel Hydrogenkarbonat gelöst, weshalb sie neutral-alkalisch sind und über ein größeres Puffervermögen verfügen (SCHÖNBORN 2003; SCHWOERBEL & BRENDENBERGER 2013). Mit dem Grundwasser sind Fließgewässer über das hyporheische Interstitial verbunden, ein Ort des Wasser- und Stoffaustausches. Zudem ist das hyporheische Interstitial für Fließgewässerbewohner ein wichtiges Refugium, weil es verglichen mit dem über ihm liegenden Wasserkörper einen Lebensraum mit relativ konstanten Bedingungen darstellt (BOULTON et al. 1998; KRAUSE et al. 2011).

Der Uferbereich ist ein weiteres wichtiges Ökoton, das den Übergang zwischen Fließgewässer und dem angrenzenden terrestrischen Lebensraum bildet. Von der Bodenart und der Ufervegetation hängen Art und Menge der stoffliche Fracht im abfließenden Wasser so wie das Ausmaß der Ufererosion bei Starkregen ab (GREGORY et al. 1991; NAIMAN & DECAMPS 1997). Uferbewohnende Konsumenten (z.B. Vögel) ernähren sich von Fließgewässerorganismen oder emergierten Insekten und greifen so in den Stoffhaushalt des Fließgewässers ein (NAKANO & MURAKAMI 2001; BAXTER et al. 2005). Wurzeln und umgestürzte Bäume wiederum bieten wichtige Habitate für Fließgewässerorganismen und herabfallende Blätter versorgen Fließgewässer mit Nährstoffen (SCHWOERBEL & BRENDENBERGER 2013).

4 Einleitung

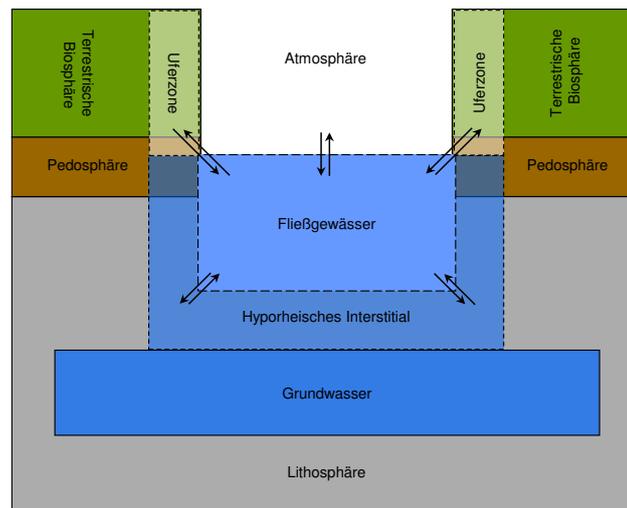


Abb. 1: Querschnitt durch ein Fließgewässer mit seiner angrenzenden Umwelt.

Der allochthone Eintrag von organischer Substanz ist neben der Sonneneinstrahlung die zweite bedeutende externe Energie- und Kohlenstoffquelle, in vielen Bächen sogar die wichtigste (VANNOTE et al. 1980; WALLACE et al. 1997). Für den Abbau von partikulärer organischer Substanz (CPOM) wie Falllaub sind im Wesentlichen drei sich gegenseitig beeinflussende Prozesse verantwortlich: das Herauslösen von löslicher organischer Substanz (DOM: Dissolved Organic Matter), die Besiedlung und der Abbau durch Mikroorganismen sowie die Fragmentierung durch physikalische Scherkräfte und Zerkleinerer (Abb. 2) (PETERSEN & CUMMINS 1974; ABELHO 2001; TANK et al. 2010). Bakterien und Pilze, vor allem Hyphomyceten, verwerten die ausgewaschenen organischen Substanzen (DOM) und zersetzen Blätter, Äste oder größere Holzstücke mithilfe von extrazellulären Enzymen. Wird Falllaub von Mikroorganismen besiedelt, steigt ihre Attraktivität als Nahrung für Makroinvertebraten, weil Mikroorganismen die Verwertbarkeit der organischen Substanz für Makroinvertebraten erhöhen und ihnen als zusätzliche Nahrung dienen (BÄRLOCHER 1985; GRACA et al. 1993; GESSNER & CHAUVET 1994). Durch die Fraßaktivität der Zerkleinerer werden Teile der Blätter zerstückelt und aufgenommen, es werden feine organische Partikel (FPOM) freigesetzt oder als Fäzes ausgeschieden, die ihrerseits von Sammlern und Filtrierern verwertet werden können (CUMMINS & KLUG 1979; WALLACE & WEBSTER 1996; GRACA 2001).

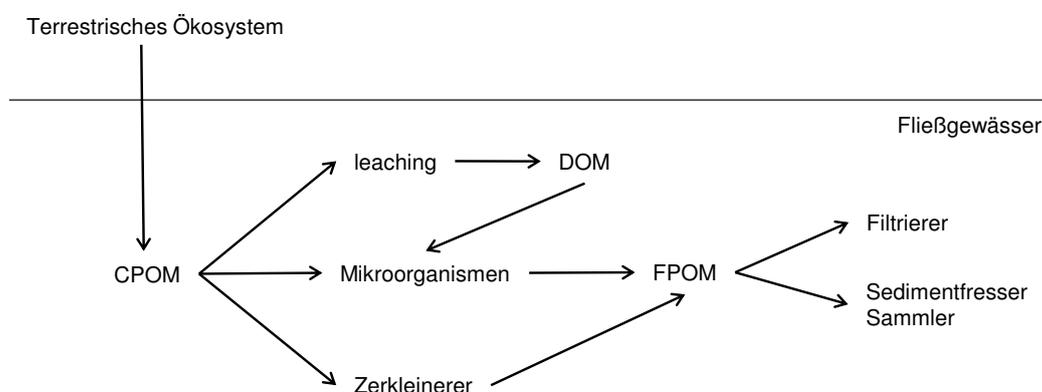


Abb. 2: Verwertungskette von allochthon eingetragener organischer Substanz wie Falllaub in einem Fließgewässer. CPOM (Coarse Particulate Organic Matter): grobe partikuläre organische Substanz; FPOM (Fine Particulate Organic Matter): feine partikuläre organische Substanz; DOM (Dissolved Organic Matter): gelöste organische Substanz.

Bedeutung und Bedrohung von kleinen Fließgewässern

Kleine Fließgewässer bilden häufig den Hauptteil von großen Flussnetzwerken, sie können mehr als zwei Drittel der Fließstrecke ausmachen (MEYER & WALLACE 2001; NADEAU & RAINS 2007). Mit den flussabwärts gelegenen Abschnitten sind kleine Fließgewässer hydrologisch und ökologisch sehr eng verbunden (VANNOTE et al. 1980; NADEAU & RAINS 2007) und wichtige Orte für die Umsetzung von organischem Material und Nährstoffen (WALLACE et al. 1997; PETERSON et al. 2001). Ihr Einfluss auf den Wasser- und Stoffhaushalt der Fließgewässer höherer Ordnung macht sie maßgeblich für deren funktionelle und strukturelle Integrität (MEYER & WALLACE 2001). Außerdem bieten sie Fortpflanzungshabitate für viele Fischarten und sind wichtige Organismenpools für die (Wieder-)Besiedlung von flussabwärts gelegenen Abschnitten (MEYER & WALLACE 2001; MEYER et al. 2007). Manche Bachläufe mögen eine etwas geringere Biodiversität (α -Diversität) aufweisen als Flüsse, dennoch leisten sie durch ihre große Heterogenität (β -Diversität) einen unentbehrlichen Beitrag zur regionalen Biodiversität (γ -Diversität) (MEYER et al. 2007; CLARKE et al. 2008). Angesichts der beschriebenen Eigenschaften sind kleine Fließgewässer entscheidend für den Gesamtzustand eines Fließgewässernetzwerkes und seines Einzugsgebiets (MEYER & WALLACE 2001; MEYER et al. 2007; NADEAU & RAINS 2007). Gleichzeitig reagieren kleine Fließgewässer wegen ihrer stark ausgeprägten Abhängigkeit vom Einzugsgebiet und ihrem geringen Wasservolumen ausgesprochen empfindlich auf anthropogene Einflüsse, insbesondere auf Wasserverschmutzung.

In Agrarlandschaften sind kleine Fließgewässer neben Tümpeln und Entwässerungsgräben die wichtigsten Gewässertypen (BROWN et al. 2006). Auch hier sind sie wertvolle Reservoirs für die aquatische Biodiversität und haben eine zentrale Bedeutung für die regionale Artenvielfalt (WILLIAMS et al. 2004; DAVIES et al. 2008). Aufgrund ihrer geographischen Lage sind sie durch die negativen Auswirkungen der Landwirtschaft wie Erosion oder den Eintrag von Nährstoffen, Tierarzneimitteln (TAM) und Pflanzenschutzmitteln (PSM) besonders bedroht (STOATE et al. 2001; ALLAN 2004; SCHULZ 2004; BROWN et al. 2006). TAM und PSM werden in der intensiven Landwirtschaft in großem Umfang eingesetzt und haben dank ihrer hohen biologischen Aktivität ein erhebliches Gefährdungspotential für die Organismen in den angrenzenden Gewässern (HALLING-SORENSEN et al. 1998; SCHWARZENBACH et al. 2006; KÜMMERER 2008; SCHWARZENBACH et al. 2010).

Auswirkungen von Chemikalien auf die Umwelt

Die Effekte von Umweltchemikalien wie PSM und TAM auf die belebte Umwelt können sich von ihrem primären molekularen Wirkungsort ausgehend auf allen biologischen Organisationsebenen bemerkbar machen (ANKLEY et al. 2010; JOHNSON & SUMPTER 2016) (siehe Abb. 3).

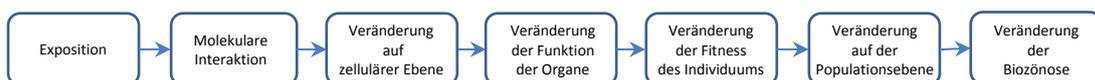


Abb. 3: Adverse Outcome Pathways (AOP): die Verbindung von Exposition, biologischen Vorgängen und adversen Effekten.

Wie eine Umweltchemikalie über die verschiedenen biologischen Organisationsebenen hinweg Effekte auslösen kann, soll am Beispiel von Neurotoxinen veranschaulicht werden: Auf molekularer Ebene entfalten bestimmte Neurotoxine, zu denen einige Insektizide und Antiparasitika gehören, ihre Wirkung an der Zellmembran von Neuronen. Dort modifizieren sie die Öffnungskinetik der Na^+ -

6 Einleitung

Kanäle und verhindern auf diese Weise eine gezielte neuronale Signalweiterleitung (Tab 1). Als Folge ist die Funktionalität der Muskulatur eingeschränkt, was letztendlich zur Lähmung und zum Tod des Organismus führen kann. Tritt Letalität bei einer ausreichenden Anzahl an Individuen auf, nimmt die Größe der entsprechenden Population ab, im schlimmsten Fall bis die Art komplett aus einem Biotop verschwindet. Und wenn die ökologische Funktion der Art nicht durch eine andere übernommen wird, verändern sich die Stoffflüsse innerhalb des Ökosystems (FENT 2013).

Tab 1: Effekte von Neurotoxinen auf die verschiedenen biologischen Organisationsebenen.

Ebene	Wirkung	Wirkungsort
Molekül	Interaktion mit Ionenkanälen	Zellmembran
Zelle	Störung der Nervenweiterleitung	Nervenzelle
Organismus	Lähmung	Nervensystem/Muskulatur
Population	Abnahme der Abundanz	aquatische Arthropoden
Gemeinschaft/Ökosystem	Abnahme der Diversität Veränderte Stoffflüsse	(Fließ-)Gewässer

Ob eine Chemikalie ein erhöhtes Risiko für die Umwelt darstellt, hängt nicht allein von ihrer Toxizität ab, sondern wird auch von ihrer Konzentration im jeweiligen Umweltkompartiment bestimmt. Die zeitliche und räumliche Dimension der Exposition resultiert aus der Eintragsmenge, dem Eintragspfad und dem Umweltverhalten einer Chemikalie (Abb. 4). Ein besonders hohes Umweltrisiko bergen sehr persistente Chemikalien, die gleichzeitig hoch toxisch sind (FENT 2013). Persistente Chemikalien können über lange Zeiträume in der Umwelt verweilen und über weite Strecken transportiert werden (WANIA & MACKAY 1995; SCHERINGER 2009). Ein bekanntes Negativbeispiel in dieser Hinsicht sind Organochlorine wie das Insektizid DDT (Dichlorodiphenyltrichloroethane). DDT wurde 1874 erstmals synthetisiert und nach 1945 bis in die 70er Jahre des vergangenen Jahrhunderts großflächig in der Landwirtschaft und zur Bekämpfung von Stechmücken, die als Vektoren Krankheiten übertragen, eingesetzt. Von den Einsatzorten gelangten DDT und seine ebenfalls persistenten Metabolite in sämtliche Umweltkompartimente und reicherten sich in Nahrungsketten an. Über Flüsse wurde sie ins Meer verfrachtet und über atmosphärische Emissions-Transport-Depositions-Zyklen global verteilt. In den 50er und 60er Jahren wurde ein Zusammenhang zwischen dem Einsatz von DDT und den Bestandrückgängen bei Greifvögeln festgestellt. Neben der akuten Neurotoxizität führt eine chronische Belastung mit DDT und seinem Metabolit DDE (Dichlordiphenyldichlorethen) zu einer Verdünnung der Eischale. Als Konsequenz zerbrechen die Eier mit reduzierte Schalendicke beim Brüten (FENT 2013). Durch die Veröffentlichung des Bestsellers „Silent Spring“ von Rachel Carson im Jahr 1962 wurde das Ausmaß der Umweltschäden durch DDT in der breiteren Öffentlichkeit bekannt (CARSON 1962). Die ersten Verbote von DDT in Industrieländern wurden jedoch erst nach intensiven juristischen Auseinandersetzungen in den 70er Jahren ausgesprochen. Obwohl die Verwendung von DDT und anderen Organochlorinen seitdem stark eingeschränkt ist, werden sie bis heute weltweit nachgewiesen (FENT 2013).

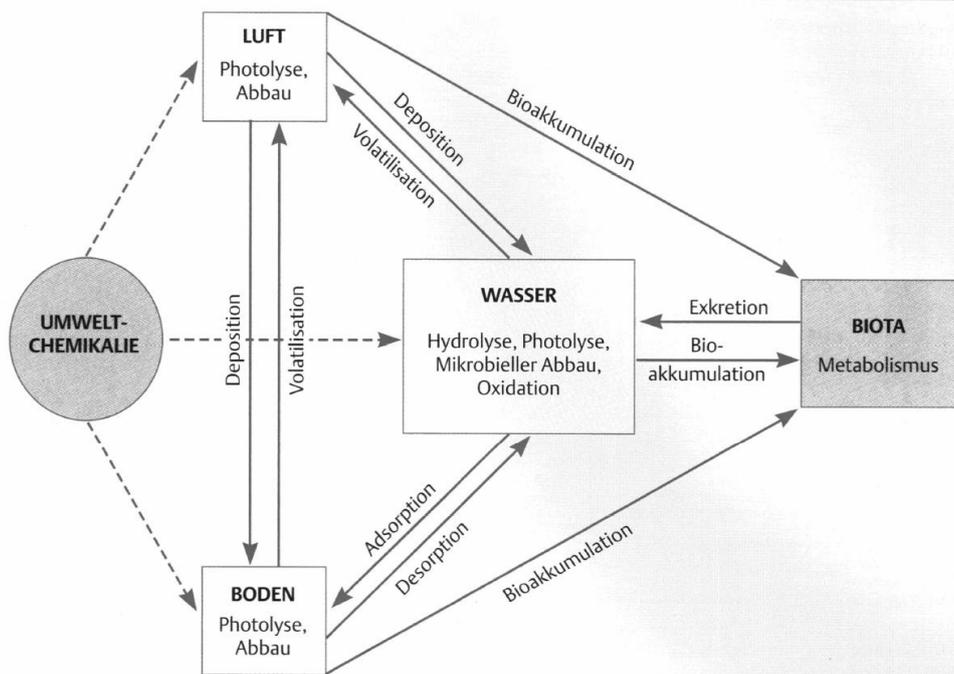


Abb. 4: Schicksal einer Chemikalie in der Umwelt. Neben dem Transport zwischen den verschiedenen Umweltkompartimenten sind die Prozesse in den einzelnen Systemen von Bedeutung (FENT 2013).

Chemikalien-Gesetzgebung zum Schutz der Umwelt

Das ab der zweiten Hälfte des vergangenen Jahrhunderts zunehmende Umweltbewusstsein spiegelt sich in der heutigen Gesetzgebung wieder: Sowohl auf nationaler als auch auf internationaler Ebene wurden Bestimmungen und Abkommen zur Regulierung von synthetischen Chemikalien etabliert. Zu den Meilensteinen der Umweltgesetzgebung gehören zweifelsfrei das deutsche Chemikaliengesetz, das 1980 zum Schutz des Menschen und der Umwelt vor schädlichen Einwirkungen gefährlicher Stoffe verabschiedet wurde (CHEMG 1980), und die Stockholm-Konvention, ein internationales Übereinkommen zur Beendigung oder Einschränkung der Produktion, Verwendung und Freisetzung von persistenten organischen Schadstoffen. Auch die Europäische Union (EU) brachte große Fortschritte in der Umweltgesetzgebung. Auf EU-Ebene gibt es Gesetze, die vor (prospektiv) oder nach (retrospektiv) der Zulassung von Chemikalien greifen. Die europäische Wasserrahmenrichtlinie (WRRL) verfolgt einen retrospektiven Ansatz und hat zum Ziel, einen „guten ökologischen Zustand“ inklusive geringer Belastung mit synthetischen Chemikalien für alle Binnengewässer zu erreichen (EU 2000). Bei der prospektiven Gesetzgebung über die Zulassung und das Inverkehrbringen von Chemikalien werden innerhalb der EU fünf Stoffgruppen nach ihrem Anwendungsgebiet unterschieden. Neben Vorschriften für „Industriechemikalien“ (EU 2006), Biozide (EU 2012) und Humanarzneimittel (EU 2001a, 2004a, b) gibt es auch welche für TAM (EU 2001b, 2004a, b) und PSM (EU 2009). Das Ziel der Gesetze ist, potentiellen Schaden für Mensch und Umwelt durch eine prospektive Risikobewertung abzuwenden, bevor er entsteht.

Prinzipien der prospektiven Umweltrisikobewertung

Bei der Umweltrisikobewertung von PSM und TAM wird das gleiche Prinzip angewendet: das Risiko wird durch eine Bewertung der potentiellen ökotoxikologischen Effekte in Relation zu der zu erwartenden Exposition im jeweiligen Umweltkompartiment abgeschätzt (CVMP 2005; EFSA 2013). Die Effektbewertung erfolgt experimentell und anhand der Ergebnisse werden unter Verwendung von Sicherheitsfaktoren (= Bewertungsfaktoren) Grenzwerte abgeleitet, bei denen man erwartet, dass die Schutzziele erreicht werden (RAC: Regulatory Acceptable Concentration oder PNEC: Predicted No Effect Concentration). Für die aquatische Expositionsabschätzung werden die Konzentrationen mit computergestützten Modellen abgeschätzt, die bei fachgerechter Anwendung in der Wassersäule und im Sediment zu erwarten sind (PEC: Predicted Environmental Concentration). Ist die PEC kleiner als die RAC bzw. PNEC, gilt das Risiko aus regulatorischer Sicht als akzeptabel. Ist der Risikoquotient (PEC/RAC bzw. PEC/PNEC) nach abgeschlossener Risikobewertung größer eins, können Maßnahmen zur Risikominderung (Absenkung der Exposition) vorgeschrieben oder die Zulassung verweigert werden (CVMP 2005; EFSA 2013).

Um den Aufwand bei der Umweltrisikobewertung von PSM und TAM in einem sinnvollen Rahmen zu halten, wird ein pragmatischer mehrstufiger Ansatz („tiered approach“) verfolgt, bei dem zunächst eine einfache konservative Risikobewertung („worst case“) auf der Grundlage von wenigen Basisdaten erfolgt. Die Grundstufe der Bewertung dient dazu, risikoarme Substanzen herauszufiltern und nur bei Bedarf weitere Daten für eine umfangreichere Risikobewertung zu generieren (CVMP 2005; EFSA 2013). Bei diesem mehrstufigen Ansatz gelten folgende Prinzipien: niedrigere Stufen sind konservativer als höhere; höhere Stufen zielen darauf ab, realistischer zu sein als niedrigere; niedrigere Stufen erfordern meist weniger Aufwand als höhere; auf jeder Stufe werden alle wissenschaftlichen Informationen beachtet; alle Stufen verfolgen dasselbe Schutzziel (BOESTEN et al. 2007).

Pflanzenschutzmittel (PSM)

PSM verdienen besondere Aufmerksamkeit, weil sie in erheblichen Mengen großflächig in die Umwelt (Agrosphäre) ausgebracht werden und gleichzeitig über eine hohe Toxizität verfügen. In Deutschland beträgt der Anteil der mit PSM behandelten Agrarflächen ungefähr ein Drittel der Gesamtfläche der Bundesrepublik (EUROSTAT 2014). 2013 waren in Deutschland 269 Wirkstoffe in 748 Mitteln für 4851 Anwendungen (Indikationen) zugelassen (BVL 2014). Das Absatzvolumen an PSM-Produkten im Inland lag bei ca. 110 000 t/a mit einer Wirkstoffmenge von über 44 000 t/a (BVL 2014). Weltweit werden ca. 40% der nicht mit Eis bedeckten Landfläche landwirtschaftlich genutzt und über zwei Millionen Tonnen an PSM pro Jahr verwendet (FOLEY et al. 2011; FAOSTAT 2013).

PSM können über Sprühabdrift, Drainage oder Oberflächenabfluss in Binnengewässer eingetragen werden (BROCK et al. 2006; BROCK et al. 2010a). Da in aquatischen Ökosystemen viele Organismen beheimatet sind, die nahe Verwandte der Zielorganismen sind und ihnen deshalb in ihrer Physiologie und Empfindlichkeit ähneln, treten bei ausreichend hohen Konzentrationen unerwünschte Effekte auf. Diese können sich auf Individuen über Populationen bis zur Zusammensetzung der Biozönose auswirken und zu Veränderungen bei abiotischen Parametern (z.B. pH, Sauerstoffgehalt...) führen (BROCK et al. 2000a, b). Teilweise wurden ein Rückgang der Biodiversität und Auswirkungen auf Ökosystemfunktionen in Verbindung mit PSM-Belastungen in natürlichen Gewässern nachgewiesen (SCHÄFER et al. 2007; BEKETOV et al. 2013; PETERS et al. 2013; CHAGNON et al. 2015). Aufgrund des

globalen Wandels (Bevölkerungswachstum, Nahrungsmittelbedarf und Klimaerwärmung) kann von einer ansteigenden Gefährdung von Oberflächengewässern durch PSM ausgegangen werden (TILMAN et al. 2001; KATTWINKEL et al. 2011; BABUT et al. 2013).

Gesetzliche Grundlagen und Schutzziele der Risikobewertung von PSM

Die Wirkstoffe von PSM werden innerhalb der EU in einem Gemeinschaftsverfahren bewertet (EU 2009). Die Zulassung des PSM-Produkts (Wirkstoff plus Zusatzstoffe) erfolgt auf nationaler Ebene und ist in Deutschland durch das Pflanzenschutzgesetz geregelt (PflSchG 2012). Die EU-Verordnung EG 1107/2009 zum Inverkehrbringen von PSM hat „die Gewährleistung eines hohen Schutzniveaus für die Gesundheit von Mensch und Tier und die Umwelt“ zum Ziel (Kapitel I, Artikel 1, Absatz 3) (EU 2009). Ferner werden für den Umweltbereich unter anderem Oberflächengewässer, Arten, die nicht bekämpft werden sollen (Nichtzielarten), biologische Vielfalt und Ökosysteme als Schutzgüter aufgeführt (Kapitel II Abschnitt II Unterabschnitt I Artikel 4) (EU 2009).

Die in der Verordnung EG 1107/2009 allgemein gehaltenen Schutzziele (general protection goals) werden in Richtliniendokumenten der Europäischen Behörde für Lebensmittelsicherheit (EFSA: European Food Safety Authority) in Anlehnung an den methodischen Ansatz der Ökosystemdienstleistungen im Millennium Ecosystem Assessment präzisiert (EFSA 2010; NIENSTEDT et al. 2012; EFSA 2013). In Oberflächengewässern werden bei Algen, Makrophyten, und Invertebraten die Population (Abundanz, Biomasse) und bei Vertebraten das Individuum (Überleben) als spezifische Schutzziele definiert (specific protection goals). Mikroorganismen werden als funktionelle Einheit betrachtet, bei der es gilt, den Prozess, an dem sie beteiligt sind, aufrecht zu erhalten (EFSA 2010, 2013). Zur Umsetzung der Verordnung EG 1107/2009 und auf Basis der festgelegten Schutzziele werden die notwendigen Maßnahmen bei der Risikobewertung von PSM für aquatische Organismen in einem Leitfaden der EFSA vorgeschrieben (EFSA 2013). Im Gegensatz zur WRRL, die den Fokus eher auf größere Wasserkörper legt, bezieht sich das Richtliniendokument der EFSA auf kleine Gewässer in der unmittelbaren Umgebung von Agrarflächen (BROCK et al. 2006).

Expositionsabschätzung in der Risikobewertung von PSM

Das Umweltverhalten einer Chemikalie (Abbau, Transport, Anreicherung) wird vom Zusammenspiel der intrinsischen Eigenschaften der Chemikalie und den Umweltbedingungen bestimmt (FENT 2013). Die Grundstufe (tier 1) bei der Expositionsmodellierung für PSM in Oberflächengewässern basiert im Sinne eines Worst-Case-Ansatzes auf sehr vereinfachten Annahmen und berücksichtigt nur ein Standardszenario (ein Wasserkörper, ein Eintragspfad) mit einer einfachen Applikation des PSM. Je höherstufig der Ansatz (higher tier 2-4) bei der PEC-Berechnung gewählt wird, desto mehr Informationen über das Applikationsszenario (z.B. Anzahl, Zeitpunkt, Abstand zum Gewässer), die klimatischen Bedingungen (z.B. Temperatur, Niederschlag), die topographischen Gegebenheiten (z.B. Gefälle), die Eigenschaften des Bodens (z.B. Bodenart, Wasserdurchlässigkeit), die Feldfrucht (z.B. Getreide, Obst, Wein), die unterschiedlichen Eintragspfade (z.B. Sprühabdrift, Drainage) und den Wasserkörper (z.B. Volumen, Verweildauer des Wassers) werden berücksichtigt (FOCUS 2001, 2006).

Effektabschätzung in der Risikobewertung von PSM

In der Effektbewertung wird zunächst die intrinsische Ökotoxizität des PSM (Wirkstoff) ermittelt anhand von standardisierten Labortests mit Stellvertreterarten, die unterschiedliche taxonomische Einheiten und trophische Ebenen repräsentieren. In der Grundstufe der Effektbewertung sind

mindestens ein akuter Daphnien- und Regenbogenforellentest sowie ein chronischer Grünalgentest vorgeschrieben. In Abhängigkeit vom Umweltverhalten und vom Wirkmechanismus des PSM werden weitere Tests in der Grundstufe gefordert (z.B. mit dem Sedimentbewohner *Chironomus* ssp., wenn PSM im Sediment akkumulieren). Die Labortests der Grundstufe haben den Vorteil, dass sie durch die Standardisierung eine hohe Replizierbarkeit und Reproduzierbarkeit aufweisen, sehr sensitiv Effekte anzeigen, schnell Ergebnisse liefern und relativ kostengünstig sind. Allerdings verfügen sie wegen des hohen Simplifizierungsgrads über eine geringe ökologische Relevanz, was zu vielen Unsicherheiten bei der Exploration von Labortests auf das Freiland führt (Tab 2). Von der Übertragbarkeit auf das Freiland hängt wiederum ab, wie zuverlässig die Umweltrisikobewertung in Hinblick auf das Einhalten der geforderten Schutzziele ist. Um die Unsicherheiten bei der Exploration vom Labor aufs Freiland abzudecken, werden bei der RAC-Ableitung aus Standardtests relativ große Bewertungsfaktoren herangezogen (100 bei akuten und 10 bei chronischen Tests). RACs werden aus den Ergebnissen jedes einzelnen Basistests getrennt abgeleitet, maßgeblich für die Risikobewertung ist die niedrigste ermittelte RAC (EFSA 2013).

Wird in der Grundstufe ein Risiko für aquatische Organismen indiziert, kann die Risikobewertung in höherstufigen Verfahren durch Toxizitätsdaten für zusätzliche Arten oder erweiterte Labortests, die z.B. realitätsnähere Expositionsszenarien nachahmen, verfeinert werden. Weiterhin besteht die Möglichkeit einer probabilistischen Umweltrisikobewertung auf der Grundlage einer statistischen Empfindlichkeitsverteilung der getesteten Arten (SSD: Species Sensitivity Distribution), wenn Effektdaten für eine ausreichende Anzahl (i.d.R. acht) an sensitiven Arten vorliegen (POSTHUMA et al. 2002; EFSA 2013). In der letzten, der höchsten Stufe der Effektbewertung, kommen aquatische Modellökosysteme (Mesokosmen) zum Einsatz (EFSA 2013).

Tab 2: Unsicherheiten bei der Exploration von Ergebnissen aus Standardlabortest auf das Freiland.

Standardlabortest	Freiland
eine Art aus Laborzucht	sehr viele Arten (Biodiversität)
einfache, optimale Haltungsbedingungen	variable Umweltbedingungen (z.B. Temperatur, Licht), Verfügbarkeit von Nahrung, Konkurrenz, Krankheiten, Parasiten, Prädatoren..
Kurzzeitexposition	Langzeitexposition
getestete Lebensstadien	empfindliche Lebensstadien
direkte Effekte	direkte Effekte und indirekte Effekte (z.B. auf das Nahrungsnetz)

Tierarzneimittel (TAM)

Zur sehr heterogenen Stoffgruppe der TAM gehören Substanzklassen wie Antibiotika, Hormone, Betäubungsmittel, Beruhigungsmittel oder Medikamente gegen Parasiten, Pilze und Entzündungen (BOXALL et al. 2009). Ungefähr 2000 TAM mit 741 unterschiedlichen Wirkstoffen werden in der EU verkauft (KOOLS et al. 2008a). Die exakte Menge an verwendeten TAM wird weder auf deutscher noch auf europäischer Ebene behördlich erfasst (LANUV 2007). KOOLS et al. (2008b) haben anhand der Auswertung von verschiedenen Datenquellen versucht, den Verbrauch von TAM abzuschätzen, und kamen auf eine Gesamtmenge von 6051 t in der EU und 716 t in Deutschland im Jahr 2004. Am häufigsten angewendet wurden Antibiotika (EU: 5393 t, D: 669 t), gefolgt von Medikamenten zur Behandlung von Parasiten (EU: 194 t, D: 46 t).

Zu den wichtigsten Eintragungspfaden von TAM in die Umwelt gehören die direkte Applikation in Aquakulturen, das Abwaschen nach topischen (äußerlichen, lokalen) Behandlungen, das Ausbringen von Gülle aus intensiver Tierhaltung und die Exkretion durch Weidetiere (HALLING-SORENSEN et al. 1998; BOXALL et al. 2003b). Aufgrund ihrer biologischen Wirksamkeit und ihres vermehrten Vorkommens in der (aquatischen) Umwelt ist die Umweltproblematik von TAM in den letzten Jahrzehnten immer stärker in den Fokus gerückt (HALLING-SORENSEN et al. 1998; DAUGHTON & TERNES 1999; JONES et al. 2004), wobei das größte Umweltrisiko von Antibiotika und Antiparasitika ausgeht (KOOLS et al. 2008a; DI NICA et al. 2015).

Gesetzliche Grundlagen und Schutzziele der Risikobewertung von TAM

Die Zulassung von TAM erfolgt zunächst auf europäischer Ebene (EU 2001b, 2004b, a) und wird innerhalb Deutschlands durch das Arzneimittelgesetz gesteuert (AMG 2005). Das Umweltrisiko von TAM ist Teil einer Nutzen-Risiko-Analyse (EU 2001b). Geschützt werden sollen Nichtzielorganismen in der Umwelt, wobei die Gemeinschaftsebene (Diversität) und die Ökosystemfunktionen besondere Beachtung finden (EU 2004a; CVMP 2005). Die Umweltrisikoprüfung von TAM erfolgt in zwei Phasen (EU 2004a): Der eigentlichen Risikobewertung (Phase II) ist ein Verfahren (Phase I) vorgeschaltet, in dem Substanzen mit geringem Gefährdungspotential von einer vertiefenden Analyse ausgeschlossen werden sollen (CVMP 2000). Gleichwohl werden Antiparasitika zur Verwendung in Aquakulturen oder bei Weidetieren in jedem Fall einer vertiefenden Umweltbewertung (Phase II) unterzogen, weil aufgrund ihres Wirkmechanismus und ihrer Anwendung per se von einem erhöhten Umweltrisiko ausgegangen werden kann (CVMP 2000).

Expositionsabschätzung in der Risikobewertung von TAM

Grundsätzlich wird bei der Expositionsabschätzung von TAM zwischen drei Anwendungsdomänen unterschieden: Aquakultur, intensive Tierhaltung und Weidetiere (CVMP 2000, 2005). Bei intensiver Tierhaltung sieht das Expositionsszenario vor, dass TAM mit dem Dung oder der Gülle von behandelten Tieren aufs Feld ausgebracht werden und von dort in die aquatische Umwelt verfrachtet werden. Bei Weidetieren wird angenommen, dass eine direkte Exkretion ins Oberflächengewässer stattfinden kann (CVMP 2000, 2005). In der Grundstufe wird unter Berücksichtigung der maximalen täglichen Dosis, der Anzahl der Behandlungstage, der Tierart und der Haltungsform davon ausgegangen, dass die gesamte Menge des verabreichten TAM in die Umwelt gelangt (CVMP 2000). Bei höherstufigen Verfahren (Phase II Stufe A) fließen die Metabolisierung der TAM in den behandelten Tieren, das Exkretionsmuster und das Umweltverhalten (z.B. Abbau oder Verdünnung im Oberflächengewässer) in die Modellierung ein (CVMP 2005, 2008). Zur weiteren Präzisierung werden in der letzten Stufe der Expositionsabschätzung (Phase II Stufe B) für das Szenario intensive Tierhaltung die FOCUS-Modelle empfohlen (FOCUS 2001, 2006), die auch bei der Risikobewertung von PSM zum Einsatz kommen (CVMP 2008). In Phase II Stufe B werden im Expositionsszenario Weidetiere unter anderem die Größe des Oberflächengewässers und die Verteilung der Substanz zwischen Wasserphase und Sediment als ergänzende Aspekte herangezogen (CVMP 2008).

Effektabschätzung in der Risikobewertung von TAM

In der Grundstufe (Phase II Stufe A) der aquatischen Effektbewertung von TAM wird das gleiche Basis-Set an Ökotoxizitätsdaten von den Stellvertreterarten Alge, Daphnie und Fisch gefordert wie bei PSM. Die Konzentration, bei der keine Effekte auf aquatische Organismen zu erwarten sind

(PNEC), wird ebenfalls mit Bewertungsfaktoren für jede Stellvertreterart getrennt bestimmt. Überschreitet der Risikoquotient bei einer der Arten den Wert eins, wird mit dem Übergang in Phase II Stufe B empfohlen, chronische Labortests mit diesen Arten und zusätzlich einen Versuch mit einem wirbellosen Sedimentbewohner durchzuführen (CVMP 2005, 2008). Ist nach Vollendung der Risikobewertung in Phase II Stufe B immer noch von einem erhöhten Risiko für aquatische Organismen auszugehen, kann mit aufwendigeren Testverfahren wie z.B. Modellökosystemen eine weitere Präzisierung der Risikobewertung vollzogen werden (CVMP 2005, 2008).

Aquatische Modellökosysteme in der Umweltrisikobewertung

Modellökosysteme sind wichtige methodische Bindeglieder zwischen Laborexperimenten mit stark simplifizierten Bedingungen und Beobachtungen im natürlichen Lebensraum (LAMPERT & SOMMER 1999; ODUM 1999). Im Rahmen der Risikobewertung von Chemikalien werden unter aquatischen Modellökosystemen (=Mesokosmen) abgeschlossene künstliche Testsysteme verstanden, die einem natürlichen Ökosystem nachempfunden sind, oder aus einem abgegrenzten Teil eines natürlichen Gewässers bestehen. Charakteristisch für Modellökosysteme ist, dass sie zwar in ihrer Größe und Komplexität gegenüber ihren natürlichen Entsprechungen reduziert sind, aber eine repräsentative Artengemeinschaft mit mehreren trophischen Ebenen enthalten (CAQUET et al. 2000; OECD 2006; EFSA 2013).

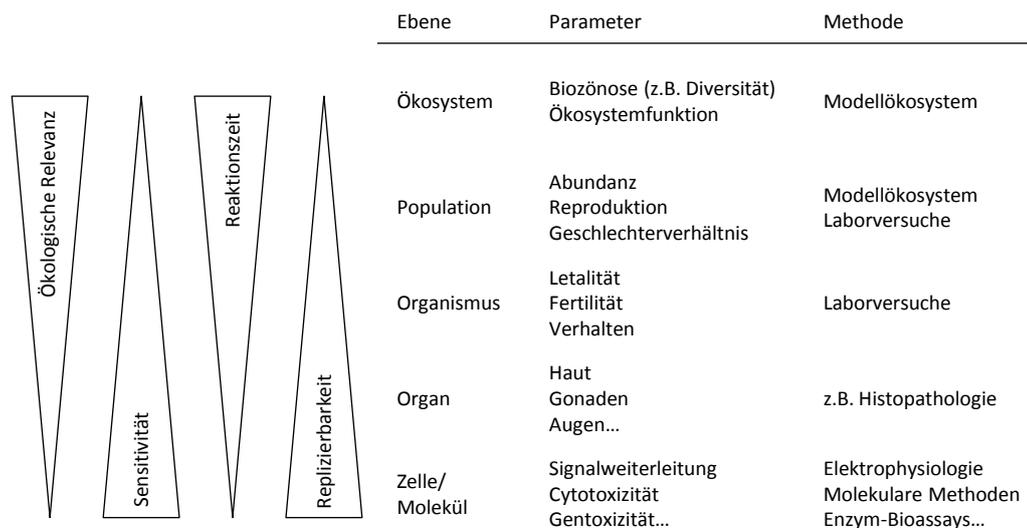


Abb. 5: Auswahl an Methoden zur Untersuchung von toxischen Auswirkungen von Umweltchemikalien auf unterschiedliche biologische Organisationsebenen und ihre ökologische Relevanz, Sensitivität, Reaktionszeit und Replizierbarkeit.

Modellökosysteme sind die einzigen Testsysteme, in denen ökosystemare Effekte und damit Auswirkungen auf die zentralen Schutzgüter der Umweltrisikobewertung (Ökosystemfunktionen und Biodiversität) bei annähernd realistischen Expositionsbedingungen unmittelbar beobachtet werden können (Abb. 5). In Modellökosystemen werden nicht nur direkte Effekte auf Populationsebene (z.B. Abundanz) und Gemeinschaftsebene (z.B. Biodiversität) sichtbar, sondern auch Änderungen bei den Wechselwirkungen innerhalb und zwischen Arten, die sich in indirekten Effekten (z.B. auf das Nahrungsnetz) äußern können. Darüber hinaus ist es möglich, Auswirkungen auf Schlüsselprozesse

wie die Primärproduktion oder den Abbau von organischem Material zu untersuchen. Dank des langen Versuchszeitraums kann in Mesokosmos-Versuchen überprüft werden, ob verzögerte Effekte auftreten oder eine Erholung des Ökosystems nach der Schadstoffexposition erfolgt. Damit zeichnen sich Modellökosysteme gegenüber den anderen Methoden in der Risikobewertung (Labortests, SSDs) durch eine wesentlich höhere ökologische Relevanz und folglich durch eine bessere Übertragbarkeit auf die natürliche Situation im Freiland aus (OECD 2006; EFSA 2013). Neben dem erhöhten Aufwand ist die größere Variabilität zwischen den Replikaten und die daraus resultierende geringere statistische Stärke ein Nachteil bei Mesokosmos-Studien im Vergleich zu Laborexperimenten (KRAUFVELIN 1998; CAQUET et al. 2000; SANDERSON 2002).

Der Vorteil von Mesokosmos-Versuchen gegenüber Feldstudien im Freiland besteht darin, dass das Zusammenspiel zwischen Exposition und Effekt präziser herausgearbeitet werden kann (OECD 2006; EFSA 2013). Natürliche Ökosysteme sind einmalig und häufig zu komplex und zu schwierig zu erfassen, um die (kausalen) Zusammenhänge zwischen Stressor und seinen Auswirkungen unter der Vielzahl an Faktoren und interagierenden Prozessen eindeutig zu identifizieren (ODUM 1999; TOWNSEND et al. 2008). In Mesokosmen können dagegen bestimmte Teilaspekte eines Ökosystems isoliert betrachtet, Bedingungen manipuliert und repliziert werden und belastete Systeme mit unbelasteten Kontrollen verglichen werden (CAQUET et al. 2000).

Aquatische Modellökosysteme in der Risikobewertung von PSM

Bei Versuchen mit aquatischen Modellökosystemen mit ökotoxikologischen Fragestellungen zu PSM kann auf jahrelange Erfahrung zurückgegriffen werden (CAQUET et al. 2000; BROCK et al. 2010a) und auch in der letzten Stufe der prospektiven Risikobewertung von PSM haben Mesokosmen ihren festen Platz (EFSA 2013). Bei der Ableitung von RACs anhand von Ergebnissen aus Mesokosmos-Studien können zwei Varianten gewählt werden. In der ersten Option dürfen keine, beziehungsweise ausschließlich geringfügige Effekte auftreten (ETO: Ecological Threshold Option), in der zweiten werden dagegen kurzzeitige Effekte gebilligt, wenn eine vollständige Erholung innerhalb eines bestimmten Zeitraums (i.d.R. acht Wochen) nachgewiesen wurde (ERO: Ecological Recovery Option). Dabei ist zu beachten, dass die zweite Option nur möglich ist, wenn entsprechende Ergebnisse aus Mesokosmos-Experimenten vorliegen. Auf der Basis von Laborexperimenten kann keine ERO-RAC abgeleitet werden (EFSA 2013).

In der prospektiven Risikobewertung von PSM werden überwiegend statische Mesokosmen verwendet, die stehende Gewässer simulieren (BROCK et al. 2010a; WIECZOREK et al. 2016). Dabei gehören auch kleine Fließgewässer zu den wichtigsten Gewässern in der Umgebung von Agrarflächen und zu den Binnengewässern mit der höchsten PSM-Belastung (SCHULZ 2004; BROWN et al. 2006). Die Zusammensetzung der Biozöosen von stehenden und fließenden Gewässern unterscheidet sich aufgrund der unterschiedlichen Ökologie fundamental, auch hinsichtlich der Eigenschaften, die für die Risikobewertung von PSM relevant sind (BIGGS et al. 2007).

Für die ETO ist entscheidend, dass die Arten im Modellökosystem das Empfindlichkeitsspektrum des natürlichen Gegenparts wiedergeben. Zwar ähneln sich die Empfindlichkeitsverteilungen (SSDs) von Arthropoden-Arten aus stehenden und fließenden Gewässern (MALTBY et al. 2005), aber der Anteil der Arten, die als sensitiv gegenüber PSM gelten, ist in Fließgewässern erheblich höher als in stehenden Gewässern (BIGGS et al. 2007). So gelten beispielsweise die EPT-Taxa (Ephemeroptera, Plecoptera und Trichoptera) als ausgesprochen empfindlich gegenüber Belastungen mit Insektiziden (RUBACH et al. 2010; RICO & VAN DEN BRINK 2015). Steinfliegen (Plecoptera) können als typische Fließgewässerbewohner nicht in statischen Mesokosmen untersucht werden. Köcherfliegen

(Trichoptera) und Eintagsfliegen (Ephemeroptera) spielen im Artenspektrum fließender Gewässern eine größere Rolle spielen als in stehenden (BIGGS et al. 2007). Aufgrund der abweichenden Artzusammensetzung kann sich die Empfindlichkeit von lentischen und lotischen Modellökosystemen unterscheiden (MOHR et al. 2012).

Für Fließgewässer sind Expositionsszenarien mit einer kurzzeitigen Schadstoffbelastung typisch, da Substanzen mit der fließenden Welle abtransportiert und durch ständig nachfließendes Wasser verdünnt werden (BROCK et al. 2010a). Solche gepulsten Expositionsmuster können in statischen Mesokosmen nicht simuliert werden (WIECZOREK et al. 2016). Da die Effektdauer mit der Expositionsdauer zusammenhängt, ist dieser Aspekt für die ERO von Belang. Eine verlängerte Exposition im Modellökosystem kann zu einer Überschätzung der tatsächlichen Effektdauer im Freiland führen.

Für die ERO entscheidend ist der Zeitraum, den das Ökosystem zur Erholung braucht. Der Erholungsprozess einer Population wird u.a. von der Reproduktionsstrategie (Generationszeit, Anzahl der Nachkommen) und dem Wiederbesiedlungspotential der betroffenen Art bestimmt (EFSA 2016). Das Potential zur Wiederbesiedlung hängt wiederum vom Vorhandensein benachbarter, intakter Populationen und der Migrationsfähigkeit der Art ab (NIEMI et al. 1990; RUBACH et al. 2011; KATTWINKEL et al. 2012). Es ist z.B. bekannt, dass sich sensitive bi- und multivoltine Insekten nach einer PSM-Belastung wegen ihrer kürzeren Generationszeit schneller erholen als sensitive uni- oder semivoltine Insekten (VAN WIJNGAARDEN et al. 2005; BEKETOV et al. 2008). In Studien mit statischen Mesokosmos werden regelmäßig Erholungszeiten binnen acht Wochen bei Organismen mit kurzer Generationszeit beobachtet, also innerhalb der Zeitspanne, die für die ERO vorgesehen ist (BROCK et al. 2000b; VAN WIJNGAARDEN et al. 2005). In statischen Mesokosmen und stehenden Gewässern dominieren innerhalb der Insekten multivoltine Arten mit relativ schnellem Erholungszeiten (BROCK et al. 2000b; WILLIAMS et al. 2002; BIGGS et al. 2007; BEKETOV et al. 2008). Im Gegensatz zu statischen Ökosystemen ist der Anteil uni- und semivoltiner Insekten in kleinen Fließgewässern deutlich höher (SCHÄFER et al. 2007; BEKETOV et al. 2008; BROCK et al. 2010a). Andererseits können in Fließgewässern Organismen aus unbelasteten, flussaufwärtsgelegenen Abschnitten einwandern, was den Erholungsprozess beschleunigen kann (LIESS & VON DER OHE 2005). Für eine präzise Risikobewertung ist förderlich, die Populationsökologie und die artspezifischen Eigenschaften wie die Generationszeit und das Ausbreitungspotential zu berücksichtigen (BROCK et al. 2010b; KATTWINKEL et al. 2012; BROCK 2013; RICO et al. 2015).

Die organismische Drift, ausgelöst durch toxische Effekte oder als Verhaltensreaktion zur Schadstoffvermeidung, ist ein weiterer für Fließgewässer typischer Vorgang, der bei der Umwelt- risikobewertung beachtet werden sollte (BERGHAIN et al. 2012; ARAÚJO et al. 2016), aber nicht in statischen Mesokosmen untersucht werden kann. In Versuchen mit künstlichen Fließgewässern wurde hingegen gezeigt, dass die organismische Drift ein sensibler Parameter für die Untersuchung von (subletalen) Effekten ist, und zu einer signifikanten Änderung der Zusammensetzung des Makrozoobenthos führen kann (HECKMANN & FRIBERG 2005; LAURIDSEN & FRIBERG 2005).

Die genannten, für die Fließgewässer-Risikobewertung relevanten Aspekte (Präsenz und Anteil sensibler Arten, Expositionsszenario, Erholungspotential und organismische Drift) lassen sich in lotischen Modellökosystemen realitätsnäher abbilden als in statischen. Um diese Lücke zu schließen, sollen in dieser Arbeit FGMÖ entwickelt werden, die repräsentativ für kleine Fließgewässer sind und sich damit durch eine besonders gute Übertragbarkeit auf diesen Gewässertyp auszeichnen.

Aquatische Modellökosysteme in der Risikobewertung von TAM

In den aktuellen Leitfäden zur Risikobewertung von TAM im regulatorischen Kontext werden Mesokosmen nicht explizit empfohlen (CVMP 2000, 2005, 2008), doch aus wissenschaftlicher Sicht wäre ihre konkrete Verankerung in die prospektive Risikobewertung sinnvoll und notwendig (VAN DEN BRINK et al. 2005; CRANE et al. 2009). Überhaupt wurden bisher die Effekte von Arzneimitteln auf Wasserorganismen erst in wenigen Experimenten mit statischen aquatischen Modellökosystemen analysiert. Die meisten davon untersuchten Effekte von Medikamenten, die ausschließlich oder vorwiegend beim Menschen Anwendung finden (BRAIN et al. 2004; RICHARDS et al. 2004; LAIRD et al. 2007; JARVIS et al. 2014). Die Anzahl an Studien mit statischen Mesokosmos zur Effektbewertung von TAM beschränkt sich auf zwei Versuche mit Antibiotika (WILSON et al. 2004; BRAIN et al. 2005) und einen mit dem Antiparasitikum Ivermectin (SANDERSON et al. 2007). Obgleich negative Effekte von TAM auch in Fließgewässern auftreten können, wurde noch keine ökotoxikologische Untersuchung mit einem TAM in einem FGMÖ veröffentlicht (BROOKS et al. 2009) (nach dem Kenntnisstand des Autors auch nicht nach 2009). In dieser Arbeit soll erstmalig eine solche Studie durchgeführt werden.

Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ)

FGMÖ werden in der limnologischen Forschung seit über drei Jahrzehnten für die verschiedensten Versuchszwecke verwendet (LAMBERTI & STEINMAN 1993). Dementsprechend unterschiedlich sahen auch die Ausgestaltung, Form und Größe (Länge: 0.2-540 m) der FGMÖ aus. Interessanterweise korreliert die biologische Komplexität eines FGMÖ nicht mit dessen Größe. Vielmehr werden die Biodiversität und die Besiedlungsdichte vom Substrat, den Habitatstrukturen und den Methoden zur Probenentnahme bestimmt (BELANGER 1997). Allen FGMÖ-Varianten gemeinsam ist nur, dass sie aus einem künstlichen Kanal bestehen, in dem der Wasserfluss kontrolliert werden kann. Grundsätzlich wird bei FGMÖ zwischen solchen Systemen unterschieden, die innerhalb eines natürlichen Fließgewässers installiert werden, und solchen, die außerhalb aufgebaut werden (LAMBERTI & STEINMAN 1993). Alle isoliert aufgebauten FGMÖ weichen deutlich von der Situation im Freiland ab, da der Austausch mit dem Einzugsgebiet, dem Uferbereich, dem hyporheischen Interstitial und flussaufwärts gelegenen Abschnitten nicht gegeben ist (SWIFT et al. 1993; CAQUET et al. 2000).

In Bezug auf das Wassermanagement können FGMÖ in drei Kategorien eingeteilt werden: (1) offene Durchflusssysteme mit kontinuierlichen und vollständigen Wasseraustausch; (2) teilweise geschlossene Systeme, in denen das Wasser zirkuliert und nur temporär oder partiell erneuert wird; (3) geschlossene Kreislaufsysteme, in denen das Wasser ohne Wasseraustausch zirkuliert (MCINTIRE 1993). Geschlossene FGMÖ unterscheiden sich am stärksten von natürlichen Fließgewässern. Doch die Voraussetzung für Durchflusssysteme ist der Zugang zu ausreichend Frischwasser und sie haben bei Untersuchungen mit giftigen Chemikalien den Nachteil, große Mengen an toxischem Abwasser zu produzieren. Teilweise geschlossene Systeme sind ein Mittelweg zwischen den beiden anderen Varianten (CRAIG 1993; GUCKERT 1993; LAMBERTI & STEINMAN 1993). Die Strömung in FGMÖ kann durch ein Gefälle, Schaufelräder oder horizontale Pumpen erzeugt werden SWIFT et al. (1993).

Ein kritischer Schlüsselschritt bei Modellökosystemen ist die Etablierung der Artengemeinschaft. Die Abundanz und Zusammensetzung der Biozönose hängt stark von den physikochemischen Bedingungen, den Habitaten, dem Nahrungsangebot, dem Substrat und der Morphologie des FGMÖ ab, weshalb diese bei FGMÖ-Versuchen bedacht und den Testorganismen angepasst werden müssen (LAMBERTI & STEINMAN 1993; BELANGER 1997; HANSEN et al. 2011; WIECZOREK et al. 2016). Da eine natürliche Besiedlung der Testsysteme sehr langsam erfolgt und sich jeglicher Kontrolle über die

Auswahl der Spezies und eine gleichmäßige Verteilung entzieht, wird die Besiedlung von FGMÖ meistens durch aktiven Besatz unterstützt (CROSSLAND et al. 1991; PUSEY et al. 1994; HICKEY et al. 1999; WONG et al. 2004; MOHR et al. 2012).

Die Gestaltung eines FGMÖ ist dem jeweiligen Versuchszweck anzupassen (LAMBERTI & STEINMAN 1993). Bei Modellökosystemen, die in der (prospektiven) Umweltrisikobewertung von PSM und TAM eingesetzt werden sollen, sind eine ganze Reihe an Anforderungen zu berücksichtigen, um eine möglichst exakte Umweltrisikobewertung durchführen zu können (EFSA 2013).

Anforderungen an ein aquatisches Modellökosystem

Für aquatische Modellökosysteme in der Risikobewertung von TAM wurden noch keine Richtlinien entwickelt, für die Risikobewertung von PSM gibt es hingegen eine ganze Reihe an Leitfäden (SETAC-EUROPE 1991; CROSSLAND et al. 1992; HILL et al. 1994; CAMPBELL et al. 1999; CAQUET et al. 2000; GIDDINGS et al. 2002; SANCO 2002; OECD 2006; DE JONG et al. 2008; EFSA 2013). Es kann angenommen werden, dass aquatische Modellökosysteme, die den Anforderungen für eine adäquate Risikobewertung von PSM entsprechen, auch die Voraussetzungen für eine Risikobewertung der meisten TAM besitzen. Dem Ansatz der prospektiven Risikobewertung von PSM entsprechend, sollten kleine Gewässer in unmittelbarer Nachbarschaft von Agrarflächen als Vorbild für aquatische Mesokosmen dienen. Allerdings werden Vertebraten aus praktischen und ethischen (Tierschutz-) Gründen in der Regel nicht in aquatische Mesokosmen eingesetzt (GIDDINGS et al. 2002; EFSA 2013).

Die zu untersuchenden Parameter bei Mesokosmos-Versuchen stehen mit den Schutzziele der Umweltrisikobewertung in Verbindung: es sollen strukturelle und funktionelle Kenngrößen des aquatischen Ökosystems analysiert werden. Zu den strukturellen Endpunkten gehören Analysen auf der Populationsebene (Abundanz) und auf der Gemeinschaftsebene (z.B. Diversität). Als funktionelle Endpunkte sollen physikochemische Wasserparameter und Ökosystemfunktionen wie Photosynthese oder Abbau von organischem Material betrachtet werden. Damit potentielle Erholungsprozesse innerhalb des für die ERO relevanten Zeitraums von acht Wochen untersucht werden können, sollen Modellökosysteme über einen entsprechend langen Versuchszeitraum selbsterhaltend und stabil sein (OECD 2006; EFSA 2013). Für eine gute Übertragbarkeit von Mesokosmos-Studien auf das Freiland und eine möglichst aussagekräftige Risikobewertung gilt es bei einem aquatischen Modellökosystem insbesondere die Realitätsnähe des Testsystems und die Repräsentativität der Biozönose sowie die statistische Stärke des Testsystems zu beachten.

Realitätsnähe und Repräsentativität der Biozönose

Modellökosysteme sind immer durch eine Reduktion der natürlichen Situation gekennzeichnet, aber die wichtigsten abiotischen Rahmenbedingungen (z.B. physiochemische Wasserparameter, Substrat, Wasserbewegung) sollten sich an denen orientieren, die in dem nachempfundenen Gewässertyp vorherrschen. Zum einen bestimmen sie die Lebensverhältnisse der Wasserorganismen, zum anderen beeinflussen sie das Umweltverhalten von Chemikalien (CAMPBELL et al. 1999; CAQUET et al. 2000; OECD 2006). Die Organismengemeinschaft in einem aquatischen Modellökosystem sollte repräsentativ für kleine Binnengewässer am Rande von landwirtschaftlich genutzten Flächen sein. Zu einer repräsentativen Organismengemeinschaft gehören die wichtigsten taxonomischen Gruppen (nicht zwingend die gleichen Arten), die funktionellen Gruppen und Taxa verschiedener trophischer Ebenen. Darüber hinaus sollten die physiologische (intrinsische) Sensitivität und die ökologische Sensitivität (Vulnerabilität) der Taxa berücksichtigt werden (OECD 2006; DE JONG et al. 2008; EFSA

2013). Eine wichtige Komponente der Vulnerabilität einer Population ist ihr Erholungspotential, das vorrangig durch die Generationszeit und die Ausbreitungsfähigkeit bestimmt wird (LIESS et al. 2008; RUBACH et al. 2011; KATTWINKEL et al. 2012; RUBACH et al. 2012).

Statistische Stärke des Testsystems

Die minimale Abweichung einer Behandlungsgruppe von der Kontrolle, die als statistisch signifikant erfasst werden kann, wird von der statistischen Stärke festgelegt. Damit gibt sie vor, ob überhaupt ein Effekt detektiert werden kann und falls ja, welche Effektgröße. Die statistische Stärke wird durch die Anzahl der Replikate, die Varianz des gemessenen Endpunkts, die sich aus der inhärenten Variabilität zwischen den Replikaten und der Variabilität durch die Probenentnahme (Stichprobenfehler) zusammensetzt, sowie die statistische Methode und die gewählte Größe des alpha-Fehlers bestimmt (SOKAL & ROHLF 2012; BROCK et al. 2014). Die Anzahl der Replikate ist bei Experimenten mit Modellökosystemen aufgrund ihrer Größe stark begrenzt. Bei Mesokosmen zur Risikobewertung von PSM sollen mindestens fünf Kontroll-Replikate und fünf Testkonzentrationen mit jeweils zwei Replikaten verwendet werden (GIDDINGS et al. 2002; OECD 2006; EFSA 2013). Ferner muss bei Mesokosmos-Versuchen ein sinnvoller Kompromiss zwischen Komplexität (Realismus) und Replizierbarkeit gefunden werden, der im Zweifel eher zu Gunsten der Replizierbarkeit ausbalanciert werden sollte (CAQUET et al. 2000).

Die statistische Stärke einer Mesokosmos-Studie *a priori* zu bestimmen ist schwierig, da die inhärente Variabilität der Testsysteme durch Zufallereignisse, variable Umweltbedingungen (z.B. Wetter) und Interaktionen der Organismen beeinflusst wird (BROCK et al. 2014). Die Berechnung der minimalen nachweisbaren Differenz (MDD: Minimum Detectable Difference) ist eine Methode mit der die statistische Stärke *a posteriori* abgeschätzt werden kann. Die MDD beschreibt die minimale (prozentuale) Abweichung zwischen den Mittelwerten einer Behandlungsgruppe und den Kontrollen, die erforderlich ist, damit ein statistischer Nachweis des Unterschieds möglich ist (SOKAL & ROHLF 2012; BROCK et al. 2014). Bei Mesokosmos-Versuchen für die aquatische Risikobewertung von PSM sollen die MDDs für die Populationen bestimmt werden (EFSA 2013). Von einer Mesokosmos-Studie, die für die prospektive Risikobewertung von PSM uneingeschränkt genutzt werden soll, wird verlangt, dass für die ETO mindestens acht sensitive Taxa und für die ERO mindestens acht Taxa mit hoher Vulnerabilität mit ausreichender statistischer Aussagekraft ausgewertet werden können (EFSA 2013; BROCK et al. 2014). Diese Vorgaben zu erfüllen, gehört zu den größten Herausforderungen bei der Durchführung von Mesokosmos-Experimenten (WIECZOREK et al. 2016).

Referenzgewässer

Die prospektive Umweltrisikobewertung von PSM und TAM konzentriert sich auf kleine Gewässer in unmittelbarer Nachbarschaft von landwirtschaftlich genutzten Flächen. Für die Risikobewertung ist es sinnvoll, wenn sich die Annahmen in den Modellen für die Expositionsabschätzung und die Bedingungen in den Testsystemen möglichst ähnlich sind. In den entsprechenden FOCUS-Szenarien zur PEC-Berechnung in Fließgewässern wird von einem Wasserkörper mit 1 m Breite und 0.3-0.5 m Tiefe ausgegangen, in dem das Wasser eine mittlere Verweildauer von 0.1 d hat (BROCK et al. 2010a).

Eine ökologische Charakterisierung von Bächen in Agrarlandschaften unter Berücksichtigung der für die Risikobewertung von PSM relevanten Aspekte wurde von einer europäischen Arbeitsgruppe durchgeführt (ELINK: „European Union Workshop on Linking Aquatic Exposure and Effects in the Registration Procedure of Plant Protection Product“) (ALIX 2010). Dabei wurde vom bestmöglichen

Zustand („realistic best case“) eines solchen Gewässertyps ausgegangen, nämlich der ökologischen Beschaffenheit, die in Landschaften mit moderater landwirtschaftlicher Nutzung und keiner oder äußerst geringer Pestizidbelastung vorzufinden ist (WOGRAM 2010). Laut WOGRAM (2010) entspricht die darin beheimate Biozönose in Bezug auf die physiologische und ökologische Sensitivität der empfindlichsten Variante für diesen Gewässertyp („realistic worst case“).

Obwohl FGMÖ schon mehrfach zur (retrospektiven) Risikobewertung von Chemikalien eingesetzt wurden, sind umfangreiche Vergleiche zwischen den FGMÖ und ihren natürlichen Entsprechungen äußerst selten (Ausnahmen: DEBUS et al. (1996) und LEDGER et al. (2009)). Eine Gegenüberstellung von einem FGMÖ und seiner natürlichen Entsprechung, bei der alle wesentlichen Gesichtspunkte für die Risikobewertung von PSM wie abiotische Bedingungen, Biodiversität, Präsenz besonders sensibler Taxa und Erholungspotential der Populationen berücksichtigt wurden, ist nicht bekannt. In dieser Arbeit soll ein derartiger Vergleich durchgeführt und die daraus resultierenden Konsequenzen für die Risikobewertung von Chemikalien dargestellt werden.

Zielsetzung der Arbeit

Im Rahmen dieser Arbeit soll eine Freilandanlage mit geschlossenen FGMÖ etabliert werden, die den wichtigsten Anforderungen für eine Mesokosmos-Studie in der Risikobewertung von Insektiziden erfüllt. Das heißt, eine Anlage mit FGMÖ, die für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften repräsentativ sind und über eine ausreichende statistische Stärke verfügen, um eine möglichst exakte Risikobewertung zu ermöglichen. Es wird davon ausgegangen, dass sich eine solche Anlage für die Effektbewertung der meisten Chemikalien aller Stoffgruppen inklusive TAM mit einer ähnlichen Wirkungsweise wie Insektizide eignet.

Bei der Entwicklung der FGMÖ dienen die FOCUS-Szenarien für Fließgewässer und die Charakterisierung von Bächen in Agrarlandschaften (WOGRAM 2010) als Bezugsgrößen. Des Weiteren sollen die FGMÖ so gestaltet werden, dass sie flexibel den jeweiligen Bedürfnissen eines breiten Spektrums von möglichen ökotoxikologischen und ökologischen Fragestellungen angepasst werden können. Die in dieser Arbeit zu etablierenden geschlossenen FGMÖ werden als erste Stufe bei der Entwicklung von teilweise geschlossenen FGMÖ betrachtet. In den FGMÖ sollen Primärproduzenten (Biomasse), Destruenten (Funktion) und Konsumenten (Abundanz) analysiert werden können. Ein Fokus wird dabei auf die Gruppe der Makroinvertebraten gelegt, da diese in kleinen Fließgewässern essentiell für Ökosystemfunktionen wie Kohlenstoff- und Nährstoffkreisläufe sind (CUMMINS & KLUG 1979; WALLACE & WEBSTER 1996) und gleichzeitig besonders sensitiv auf Insektizide reagieren (BEKETOV et al. 2013; EFSA 2013).

Die Arbeit ist in zwei Teile gegliedert. Teil A dient der Entwicklung der FGMÖ und der Methoden zur Erfassung der gewünschten Endpunkte sowie der Überprüfung, ob die FGMÖ die grundlegenden Voraussetzungen für eine adäquate Risikobewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung erfüllen. Im zweiten Abschnitt (Teil B) soll die Eignung der FGMÖ für die aquatische Risikobewertung demonstriert werden, indem erstmalig die Effekte eines TAM in einem FGMÖ analysiert werden. Es sollen die Auswirkungen des Antiparasitikums Ivermectin bei umweltrelevanten Konzentrationen auf das Ökosystem *kleines Fließgewässer* untersucht werden. Ivermectin wird ein besonders hohes Umweltrisiko zugeschrieben (DI NICA et al. 2015) und es steht im Verdacht, bei der aktuellen Anwendungspraxis negative Auswirkungen auf aquatische Organismen hervorzurufen (LIEBIG et al. 2010). Abschließend werden Möglichkeiten und Grenzen der FGMÖ diskutiert und zukünftige Strategien zur Weiterentwicklung der FGMÖ und potentielle Einsatzfelder vorgestellt.

Material und Methoden

Material und Methoden

Standort der Freiland-Versuchsanlage

Die FGMÖ-Anlage wurde auf dem Freiland-Versuchsgelände des Instituts für Gewässerschutz Mesocosm GmbH (IfG) errichtet. Das IfG befindet sich am Forschungszentrum Neu-Ulrichstein (FNU) auf 350 m Höhe über NN im Ostthessischen Bergland (50°45'07"N, 9°02'01"E). Das feucht gemäßigte Klima in dieser Region war im Zeitraum 1981-2010 durch eine Jahresmitteltemperatur von 8.3°C und einem mittleren Jahresniederschlag von 867 mm gekennzeichnet (DWD 2015).

Wetterdaten am Standort

Die Wetterdaten stammen von einer Messstation des Deutschen Wetterdienstes (ID 7410) in weniger als 1 km Entfernung vom Versuchsgelände. Die Lufttemperatur, die Niederschlagsmenge und die Sonnenscheindauer sind im Anhang A für jeden Tag der Versuchszeiträume aufgeführt. Zusätzlich findet sich im Anhang B eine Zusammenstellung der Monatswerte dieser Wetterparameter über den Zeitraum der letzten zehn Jahre für die Region des Standorts.

Technische Umsetzung der Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ)

In dieser Arbeit kamen zwei FGMÖ-Prototypen zum Einsatz: in den ersten beiden Testdurchläufen Prototyp A, im dritten Testdurchlauf und in der Pilotstudie mit Ivermectin der weiterentwickelte Prototyp B. Beide Prototypen wurden als geschlossene Kreislaufsysteme konzipiert, in denen alle Teile, die mit dem Wasser in Kontakt kamen, aus rostfreiem Edelstahl gefertigt wurden. Die Unterschiede zwischen den Prototypen betrafen die Form, die Einbauten und die Antriebstechnik zur Erzeugung der Strömung.

Prototyp A mit horizontaler Pumpe

Das Becken des ersten Prototyps hatte eine längliche Form mit elliptisch ausgezogenen Enden (Abb. 6). In der Mitte befand sich eine Trennwand, um das Becken in zwei Abschnitte mit entgegengesetzter Fließrichtung zu teilen (Abb. 7). Die mittlere Fließstrecke betrug 9.14 m, die maximale 10.71 m (=Umfang des Beckens). Die Wände des Prototyps hatten eine Höhe von 73 cm. In Abhängigkeit vom Wasserstand (30-50 cm) betrug das Volumen 1371-2285 L. Die Strömung wurde im ersten Testdurchlauf durch eine horizontale Pumpe mit einer Leistung von 3500 L/h (AquaMax ECO Classic 3500, Oase GmbH) und im zweiten Testdurchlauf durch zwei solcher Pumpen mit einer Gesamtleistung von 7000 L/h erzeugt. Die vier Prototypen wurden in einen Folienteich (Wassertiefe: 30-40 cm, Volumen: ca. 10 000 L) eingebracht und mit einem Bundeswehr-Tarnnetz aus Kunststoff (ca. 30% Beschattung) überspannt.



Abb. 6: Prototyp A.

Die mittlere Fließgeschwindigkeit wurde anhand der Leistungen der Pumpen berechnet und die lokale Fließgeschwindigkeit auf der Fließstrecke hinter den Pumpen mithilfe von Schwimmkörpern ermittelt (Mittelwert aus 20 Messungen).

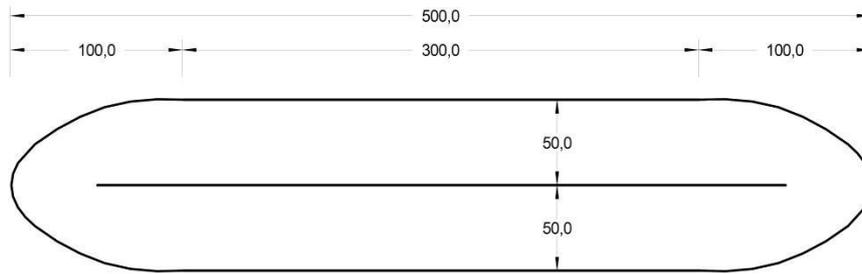


Abb. 7: Technische Zeichnung des FGMÖ-Prototyps A (Aufsicht). Die Zeichnung wurde angefertigt von Prof. Rodriguez, Hochschule RheinMain.

Prototyp B mit Schaufelradantrieb

Der strömungsoptimierte Prototyp B hatte eine leicht abgewandelte Form mit halbkreisförmigen Enden (Abb. 8), wodurch sich die mittlere Fließstrecke (9.57 m), die maximale Fließstrecke (11.14 m) und das Wasservolumen (1435–2393 L) vergrößerten. Außerdem wurden jeweils zwei Leitbleche in den Kehren des FGMÖ und ein Strömungsgleichrichter am Ausgang der einen Kurve eingebaut. Ein Strömungsgleichrichter umfasst den kompletten Gewässerquerschnitt und besteht aus parallel ausgerichteten Röhren (Länge: 10 cm, $\varnothing = 4$ cm) (Abb. 8). Jeweils vier FGMÖ wurden zu einem Modul zusammengefasst, bei dem die vier Schaufelräder über eine Welle verbunden wurden (Abb. 8 und Abb. 9). Der stufenlos regelbare Antriebsmotor (Stirnradgetriebe-Motor NR/I, 0,37 kW, 321 Nm, mit dem Frequenzumrichter 402H3FN4S IP65; Mädlar, Stuttgart) konnte mit maximal elf Umdrehungen pro Minute angetrieben werden. Die FGMÖ des Prototyps B wurden ca. 30 cm in den Boden eingelassen und mit wasserdurchlässigen Sonnensegeln (High-density-Polyethylen, 90% Beschattung) in ca. 3 m Höhe überspannt.

Beim Prototyp B ist der Wasserdurchfluss von der Rotationsgeschwindigkeit der Schaufelräder abhängig. Der Wasserdurchfluss kann über die Gewässerbreite (0.5 m) und den Wasserstand in die mittlere Fließgeschwindigkeit umgerechnet werden (Tab 3).

Tab 3: Mathematischer Zusammenhang zwischen Rotationsgeschwindigkeit der Schaufelräder (U), dem Wasserdurchfluss (Q) und der mittleren Fließgeschwindigkeit (v) bei unterschiedlichen Wasserständen.

Wasserstand [cm]	U [1/min] → Q [l/s]	Q [l/s] → v [m/s]
50	$Q = 30.50 \ln(U) - 34.44$	$Q \times 0.0040 = v$
40	$Q = 27.48 \ln(U) - 37.65$	$Q \times 0.0050 = v$
30	$Q = 16.77 \ln(U) - 24.25$	$Q \times 0.0067 = v$

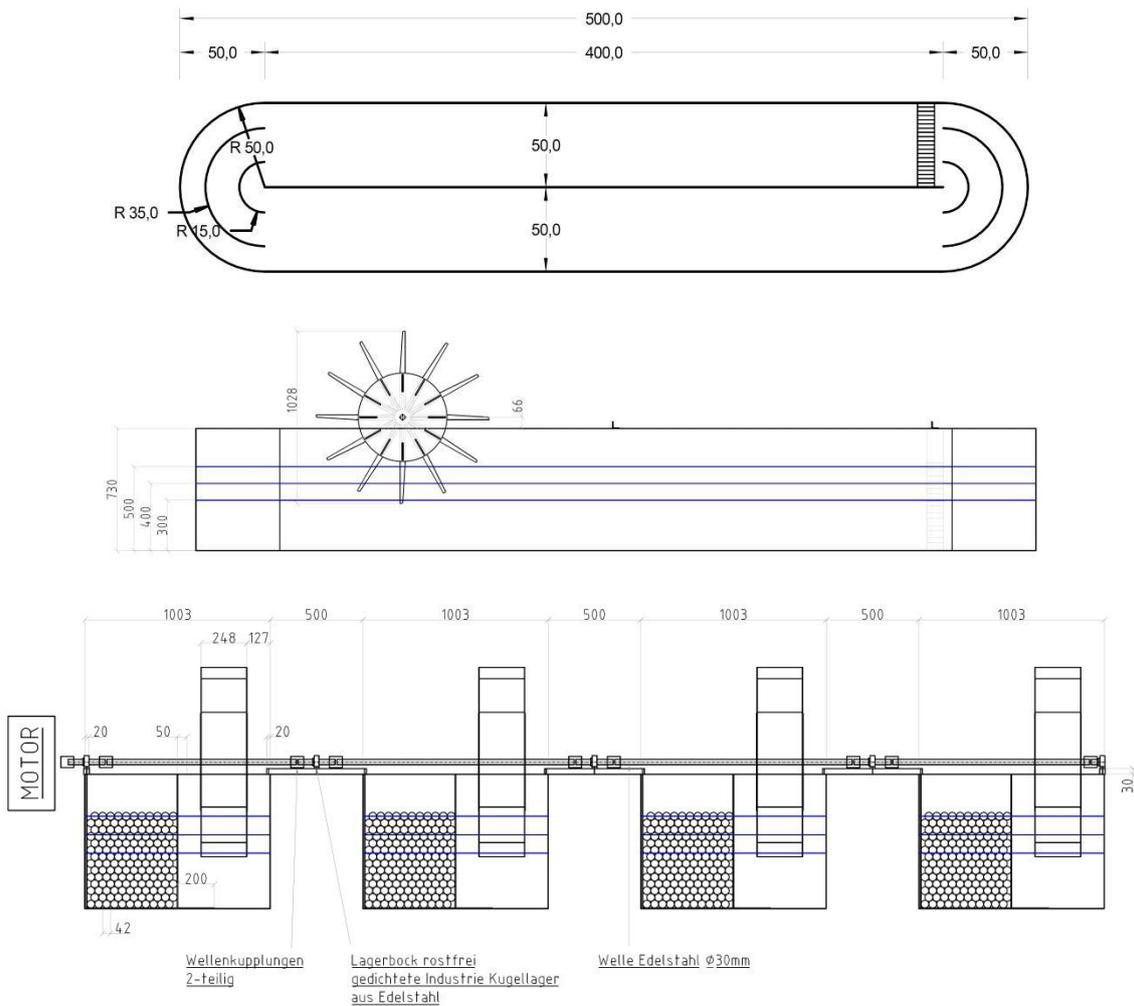


Abb. 8: Technische Zeichnungen des FGMÖ-Prototyps B: Aufsicht (von Prof. Rodriguez, Hochschule RheinMain) und Längsprofil eines FGMÖ sowie Querprofil eines Moduls mit vier FGMÖ (jeweils von Stahl- und Metallbau Müller).



Abb. 9: Modul mit vier Fließgewässermodellökosystemen des Prototyps B mit Schaufelradantrieb.

Versuche zur Optimierung der Strömungsverhältnisse

Die Versuche wurden in Kooperation mit Prof. Rodriguez an der Hochschule RheinMain mit dem FGMÖ-Prototyp A bei einem Wasserstand von 30, 40 und 50 cm durchgeführt. Die Strömung wurde mit einem Schaufelrad erzeugt (Abb. 10), montiert an einer Welle, angetrieben von einem stufenlos regelbaren Motor. An drei Messstellen wurden Querprofile der Strömungsgeschwindigkeit aufgenommen (Abb. 10). Jedes Querprofil bestand aus mindestens 35 Messpunkten, die über den Querschnitt des Wasserkörpers gleichmäßig verteilt waren. In horizontaler Richtung (X-Achse) lagen die Messpunkte unabhängig vom Wasserstand in 2,5, 10, 17,5, 25, 32,5, 40, 47,5 cm Entfernung von der linken Wand des Fließkanals. Die Lage der Messpunkte in vertikaler Richtung ist für die unterschiedlichen Wasserstände in Tab 4 aufgeführt.

Die Fließgeschwindigkeit wurde mittels Flügelmessung über ein Messintervall von jeweils 30 s erfasst. Zunächst wurden die Strömungsquerprofile ohne Einbauten zur Strömungsoptimierung aufgenommen, danach wurden Leitbleche und ein Strömungsgleichrichter (Abb. 10) installiert und die Messungen wiederholt. Um den mathematischen Zusammenhang zwischen der Anzahl der Umdrehungen des Schaufelrads pro Minute und der Fließgeschwindigkeit aufzuklären, wurde der Wasserdurchfluss bei jeweils mindestens vier verschiedenen Rotationsgeschwindigkeiten bei einem Wasserstand von 30 cm, 40 cm und 50 cm gemessen. Anhand des Durchflusses lässt sich die mittlere Fließgeschwindigkeit berechnen:

$$\text{Durchfluss [l/s]}/1000/\text{Querschnittsfläche [m}^2\text{]} = \text{Fließgeschwindigkeit [m/s]}$$

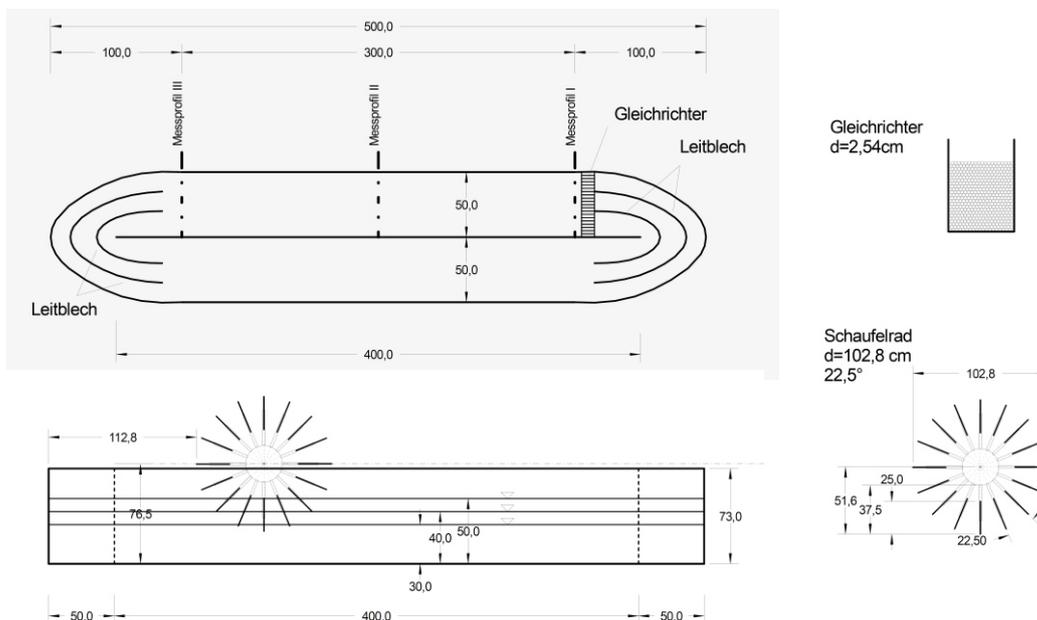


Abb. 10: Aufsicht und Längsprofil des FGMÖ-Prototyps A mit Schaufelrad, Leitblechen und Gleichrichter. Messprofil I–III kennzeichnen die Messstellen für die Strömungsprofile. Die Zeichnungen wurden angefertigt von Prof. Rodriguez, Hochschule RheinMain.

Tab 4: Vertikale Lage der Messpunkte.
Alle Angaben in cm.

Wasserstand	50	40	30
Abstand vom FGMÖ-Boden	50		
	47	40	
	38	38	30
	29	29	28
	20	20	20
	11	11	11
	2.5	2.5	2.5

Herkunft und Zusammensetzung von Wasser, Sediment und Substrat

Aus logistischen Gründen bestand das Wasser für die FGMÖ hauptsächlich aus filtriertem Wasser (Maschenweite: 63 µm) aus einem Teich auf dem Versuchsgelände des IfG (Tab 5). Der restliche Anteil wurde mit Wasser der Bäche, aus denen die Organismen für die Besiedlung der FGMÖ gewonnen wurden (Gleenbach, Krebsbach und Ohm), aufgefüllt. Im ersten Testdurchlauf betrug der anfängliche Wasserstand 40 ± 2 cm, im zweiten 45 ± 1 cm, im dritten und in der Pilotstudie mit Ivermectin 40 ± 1 cm. Das Sediment und die Steine (Größe: ca. 15 x 10 x 10 cm) für die FGMÖ stammten ebenfalls aus Gleenbach, Krebsbach und Ohm. Wassermoose und Wassersterne (*Callitriche* sp.) wurden aus dem Gleenbach und alle übrigen Makrophyten aus Beständen auf dem Versuchsgelände des IfG entnommen. Um organisches Material für Zerkleinerer bereit zu stellen, wurde Falllaub (hauptsächlich *Alnus glutinosa*) im Uferbereich der Bäche eingesammelt.

Tab 5: Zusammensetzung des Wassers sowie Sediment und Substrat in den FGMÖ in den einzelnen Versuchen.

Studie	Zusammensetzung des Wassers	Sediment und Substrat
Testdurchlauf I	90% filtriertes Teichwasser 5% Wasser des Gleenbachs 5% Wasser des Kleenbachs	Sandiges, lehmhaltiges Sediment und Falllaub aus Gleenbach und Krebsbach Makrophyten: <i>Glyceria maxima</i> , <i>Ceratophyllum demersum</i>
Testdurchlauf II	75% filtriertes Teichwasser 10% Wasser des Gleenbachs 10% Wasser des Kleenbachs 5% Wasser der Ohm	Sandiges, lehmhaltiges Sediment und Falllaub aus Gleenbach und Krebsbach Makrophyten: <i>Glyceria maxima</i> , <i>Ceratophyllum demersum</i>
Testdurchlauf III und Pilotstudie mit Ivermectin	65% filtriertes Teichwasser 15% Wasser des Gleenbachs 15% Wasser des Kleenbachs 5% Wasser der Ohm	Sandiges, lehmhaltiges Sediment + Falllaub aus Gleenbach und Krebsbach; mit Wassermoose bewachsene Steine aus dem Gleenbach Makrophyten: <i>Callitriche</i> sp., <i>Ceratophyllum demersum</i> , <i>Myriophyllum spicatum</i> , <i>Phalaris arundinacea</i>

Besiedlung der Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ)

Auswahl und kurze Charakterisierung der Herkunftsgewässer

Die Fließgewässer für die Organismen-Entnahme wurden nach folgenden Kriterien ausgesucht: Sie sollten im Sinne von WOGRAM (2010) einem „realistischen Best-Case“ Szenario für einen Bach in einer Agrarlandschaft entsprechen (guter ökologischer Zustand, mit moderater landwirtschaftlicher Nutzung im Einzugsgebiet) und sie sollten sich in der Nähe des Versuchsgeländes des IfG befinden, um die Transportwege möglichst kurz zu halten. Ausgewählt wurden Bäche bzw. Standorte mit unterschiedlicher Ökologie und Morphologie, damit ein möglichst breites Spektrum an Organismen in den entsprechenden Habitaten erfasst werden konnte.

Das Referenzgewässer die Ohm

Die Ohm (DEHE 2582.2) ist ein kleiner Fluss mit einer mittleren Abflussmenge von $3.6 \text{ m}^3/\text{s}$, der im Vogelsberg entspringt und nach 60 km Fließstrecke bei Cölbe in die Lahn mündet. Im knapp 1000 km^2 großem Einzugsgebiet befinden sich Wälder, Wiesen und Felder. Nach WRRL wird die Ohm als Fließgewässer des Typs 5 „Grobmaterialreicher, silikatreicher Mittelgebirgsbach“ kategorisiert (HLUG 2015) und der ökologische Zustand als gut eingestuft (HLUG 2010). Fließgewässer des Typs 5 gehören dem Rhithral an und verfügen über eine sehr artenreiches Makrozoobenthos mit anspruchsvollen Arten in Bezug auf Strömung, Sauerstoff und niedrige Wassertemperaturen. Weiterhin zeichnen sich Fließgewässer des Typs 5 durch den Wechsel von turbulenten, flach überströmten und tieferen, ruhigeren Stellen aus. Das Sohlsubstrat wird durch Schotter, Steine und Kiese, lokal auch durch Blöcke und feinkörnige Substrate gebildet (POTTGIESSER & SOMMERHÄUSER 2008). Der Standort, an dem die Organismen entnommen wurden, befand sich im Abschnitt Obere Ohm bei Homberg. Dort ist die Ohm ca. 8 m breit und 5-40 cm tief und durch stark beschattenden Uferbewuchs (hauptsächlich *Alnus glutinosa*) sowie Stromschnellen und Wasserkaskaden gekennzeichnet.

Das Referenzgewässer der Krebsbach

Der Krebsbach (Pferdsbach, DEHE 2582.2) ist weniger als 7 km lang, hat ein kleines Einzugsgebiet (12 km^2) und führt im Mittel $0.09 \text{ m}^3/\text{s}$. Der Krebsbach entspringt im Nordwesten von Bernsfeld und fließt vor Homberg in die Ohm. Der obere Abschnitt des Krebsbachs ist vorwiegend von Feldern und Wiesen gesäumt. Wie die Ohm ist der Krebsbach in einem guten ökologischen Zustand und gehört ebenfalls zum Fließgewässertyp 5 „Grobmaterialreicher, silikatreicher Mittelgebirgsbach“ (HLUG 2015). Am gewählten, schattigen Standort in Büßfeld ist der Krebsbach ca. 1.2 m breit, ca. 0.4 m tief und durch sandig-schluffigen Untergrund, gelegentlich unterbrochen durch größere Steine, geprägt.

Das Referenzgewässer der Gleenbach

Der Gleenbach (Gleen, Klein, DEHE 25826) ist ein 23 km langer Zufluss der Ohm, der seine Quelle im äußersten Süden der Oberhessischen Schwelle hat und nordöstlich von Amöneburg in die Ohm mündet. Die mittlere Abflussmenge beträgt $1.1 \text{ m}^3/\text{s}$. Im 163 km^2 großen Einzugsgebiet wechseln sich Wiesen, Felder und Wälder ab. Der Gleenbach gehört zum Fließgewässertyp 5.1 „Feinmaterialreicher, silikatreicher Mittelgebirgsbach“ und ist in einem guten ökologischen Zustand (HLUG 2015). Die dominierenden Sohlsubstrate sind Sande und Kiese, lokal finden sich auch Steine und Totholz als Harts substrat. In Stromschnellen überwiegen rheophile Lithalbesiedler, in den Stillwasserbereichen Weichsubstratbesiedler. Dabei handelt es sich meist um kaltstenotherme Arten, Bewohner von Wassermoosen sind häufig. Im Vergleich zum Fließgewässertyp 5 sind die funktionellen Gruppen der Sammler und Zerkleinerer häufiger (POTTGIESSER & SOMMERHÄUSER 2008). Der Standort für die Organismenentnahme befand sich in Lehrbach, wo der Gleenbach schnell fließend, ca. 0.5-0.8 m tief und ca. 4 m breit ist. An dieser Stelle ist die Gewässersohle kiesig und steinig und der Bach ist durch Uferbewuchs beschattet.

Einbringen der Organismen in die Fließgewässermodellökosysteme (FGMÖ)

Für die Übertragung der Makrozoobenthos-Organismen aus ihren natürlichen Habitaten in die FGMÖ wurden Kunststoffkörbe mit Substrat verwendet (MZB-SK: Makrozoobenthos-Substratkörbe). Diese Körbe wiesen Löcher an den Seitenwänden (Größe: ca. 0.4 cm) und am Boden (Größe: ca. 0.25 cm)

auf, nach oben hin wurden sie mit einem Maschendraht aus Edelstahl (Maschenweite: 1 cm) verschlossen. Die MZB-SK wurden bis zur Hälfte mit unregelmäßig geformten Basaltsteinen vom Steinbruch Nieder-Ofleiden befüllt. Auf die Basaltsteine wurde organisches Substrat bis zur Oberkante der MZB-SK lose geschichtet (Tab 6). Die MZB-SK wurden für mindestens 14 Tage auf den Gewässergrund von Gleenbach und Krebsbach platziert, damit sie von Fließgewässerorganismen besiedelt werden konnten. Zum Versuchsgelände wurden sie in Kunststoffwannen transportiert, die mit Wasser aus den Herkunftsgewässern befüllt waren. Zusätzlich wurden ab dem zweiten Testdurchlauf Organismen mit einem Kescher gefangen (Öffnung: 400 cm², Maschenweite: 250 µm) und ab dem dritten Testdurchlauf von Steinen in der Ohm abgesammelt und in die FGMÖ übersiedelt. Algen und Mikroorganismen wurden mit dem Substrat und dem Wasser aus den Ursprungsgewässern in die FGMÖ überführt.

Tab 6: Größe der Makrozoobenthos-Substratkörbe (MZB-SK) und ihr Substrat in den jeweiligen FGMÖ-Studien.

Studie	Größe des MZB-SK	Substrat
Testdurchlauf I	20 cm x 20 cm x 14 cm	Basaltsteine (2–5 cm); Totholz und Blätter von <i>Alnus glutinosa</i>
Testdurchlauf II	20 cm x 20 cm x 14 cm	Basaltsteine (5–10 cm); Totholz und Blätter von <i>Salix alba</i>
Testdurchlauf III	15 x 15 cm x 9 cm	Basaltsteine (5–8 cm); Schilfbündel (<i>Phragmites australis</i>) und Blätter von <i>Salix alba</i> , <i>Quercus rubor</i> und <i>Populus × canadensis</i>
Pilotstudie mit Ivermectin	15 cm x 15 cm x 9 cm	Basaltsteine (5–8 cm); Schilfbündel (<i>Phragmites australis</i>) und Blätter von <i>Salix alba</i>

Zeitliche Abläufe der FGMÖ-Versuche

Der erste Testdurchlauf wurde von Juni bis August 2013 durchgeführt, der zweite von August bis September 2013, der dritte von April bis Juni 2014 und die Pilotstudie mit Ivermectin von Juli bis Oktober 2014. Die zeitlichen Schemata für die Probenentnahmen sind in Tab 7 bis Tab 10 dargestellt.

Tab 7: Testdurchlauf I. Zeitplan für die Probenentnahme.

Intro: Installation der Fallentechnik. MZB: Makrozoobenthos. Temp: Wassertemperatur, Lfk: elektrische Leitfähigkeit.

Monat	Juni		Juli				August
	-1	0	1	2	3	4	5
Woche nach Studienstart							
MZB (destruktiv)		intro	x	x	x	x	
Emergierte Insekten		intro	x	x	x	x	x
Zooplankton			x	x	x	x	
Suspendierte Algen			x	x	x	x	
Periphyton	intro		x	x	x	x	
O ₂ , pH, Temp, Lfk			x	x	x	x	
NO ₃ ⁻ , NH ₄ ⁺ , PO ₄ ²⁻ , Wasserhärte			x			x	

Tab 8: Testdurchlauf II. Zeitplan für Probenentnahmen.

Intro: Installation der Fallentechnik. MZB: Makrozoobenthos. Temp.: Wassertemperatur, Lfk.: elektrische Leitfähigkeit.

Monat	August			September			
	0	1	2	3	4	5	6
Woche nach Studienstart							
MZB (destruktiv)	intro	x	x	x	x	x	x
Emergierte Insekten	intro	x	x	x	x	x	x
O ₂ , pH, Temp, Lfk		x	x	x	x	x	x

Tab 9: Testdurchlauf III. Zeitplan für die Probenentnahme.

Intro: Installation der Fallentechnik. MZB: Makrozoobenthos. Temp: Wassertemperatur, Lfk: elektrische Leitfähigkeit.

Monat	April	Mai				Juni			
	0	1	2	3	4	5	6	7	8
Woche nach Studienstart									
MZB (destruktiv)	intro	x	x		x		x		x
MZB (nicht destruktiv)	intro	x	x		x		x		x
Gammariden-Bioassay	intro	x		x		x		x	
Emergierte Insekten	intro	x	x	x	x	x	x	x	x
Suspendierte Algen			x		x		x		x
Periphyton	intro		x		x		x		x
Abbaurate Blätter	intro					x			x
O ₂ , pH, Temp, Lfk		x	x	x	x	x	x	x	x
NO ₃ ⁻ , NH ₄ ⁺ , PO ₄ ²⁻ , Wasserhärte		x					x		x

Tab 10: Pilotstudie mit Ivermectin. Zeitplan für die Probenentnahme.

Intro: Installation der Fallentechnik. MZB: Makrozoobenthos. Temp: Wassertemperatur, Lfk: elektrische Leitfähigkeit.

Monat	Juli		August				September				Oktober	
	-1	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Woche nach Applikation												
MZB (nicht destruktiv)	intro	x	x	x		x		x	x	x		x
Organismische Drift		x										
Gammariden-Bioassay		intro	x	x								
Emergenzen	intro	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
Suspendierte Algen		x		x		x		x		x		x
Periphyton	intro	x		x		x		x		x		
Abbaurate Blätter	intro						x		x			
O ₂ , pH, Temp, Lfk		x	x	x	x	x	x	x	x	x	x	x
NO ₃ ⁻ , NH ₄ ⁺ , PO ₄ ²⁻ , Wasserhärte		x								x		

Messung der physikochemischen Wasserparameter

Die Nährstoffgehalte im Wasser der FGMÖ und die Wasserhärte wurden photometrisch mit WTW-Küvettentests bestimmt (WTW-Photometer PhotoLab Spektral). Der Sauerstoffgehalt, der pH-Wert, die elektrische Leitfähigkeit und die Temperatur des Wassers wurden jeweils um 14.00 Uhr ± 1 h mit einer WTW Multiparameter-Sonde (WTW Multi 3430) 20 cm unterhalb der Wasseroberfläche gemessen.

Erfassung der biologischen Endpunkte

Suspendierte Algen

Zur Erfassung der suspendierten Algen wurde eine tiefenintegrierte Wasserprobe (Volumen: 4 L) mithilfe einer Edelstahlkanne entnommen und mit einem Edelstahlsieb (Maschenweite: 2 mm) gesiebt. Für die verzögerte Fluoreszenz-Anregungsspektrometrie wurden 350 mL von der gesiebten Mischprobe in eine lichtundurchlässige PET-Flasche überführt.

Periphyton

Als Periphyton-Aufwuchssubstrat wurden Glasscheiben (Länge: 27.5 cm; Breite: 3,5 cm; Fläche einer Seite: 96.25 cm²) verwendet, die in einen Plexiglasständer auf einer Höhe von ca. 12 cm über den Gewässergrund installiert wurden. Für die Probenentnahme wurden die Aufwuchsalgen mit einer Rasierklinge beidseitig von der Glasscheibe entfernt und mit 350 mL Leitungswasser in eine lichtundurchlässige PET-Flasche überführt. Der Algenpigmentgehalt (µg/L) der Suspension wurde mittels verzögerter Fluoreszenz-Anregungsspektrometrie ermittelt und auf die Besiedlungsdichte des Substrats (µg/dm²) zurückgerechnet ($\mu\text{g/L} \times 0.35 \text{ L} / 1.925 = \mu\text{g/dm}^2$). Pro Probenentnahme wurden jeweils drei Glasscheiben entnommen und der Mittelwert der drei Messergebnisse gebildet.

Verzögerte Fluoreszenz-Anregungsspektrometrie

Um den Gesamtchlorophyll-Gehalt beziehungsweise die Konzentration der photoaktiven Pigmente (PAP) in den suspendierten Algen und im Periphytons zu messen, wurde die verzögerte Fluoreszenz-Anregungsspektroskopie nach (GERHARDT & BODEMER 1998, 2000) verwendet. Mit dieser Methode lässt sich zudem der Anteil folgender vier Farbklassen bestimmen: Cyanobacteria, Cryptophyta, Chlorophyta (Chlorophyceae, Euglenophyceae und Conjugatophyceae) sowie Bacillariophyta (Bacillariophyceae, Chrysophyceae und Dinophyceae) (GERHARDT & BODEMER 1998, 2000).

Zooplankton

Pro Probenentnahme wurden vier tiefenintegrierte Wasserproben mit einem Volumen von jeweils 4 L mithilfe einer Edelstahlkanne entnommen. Die Wasserproben wurden mit einem Edelstahlsieb (Maschenweite: 63 µm) gefiltert und die gesammelten Organismen in 50%igen Ethanol fixiert. Alle Zooplankton-Organismen einer Probenentnahme (16 L) wurden bei maximal 45facher Vergrößerung ausgewertet (Stereomikroskop Wiloskop von Hund (Wetzlar) mit Kaltlichtquelle FLQ 150).

Makrozoobenthos

Destruktive Auswertung

Bei der destruktiven Auswertung wurden die MZB-SK entnommen, die für die Überführung der Makrozoobenthos-Organismen aus den natürlichen Bächen in die FGMÖ verwendet und zu Beginn des Versuchs in die FGMÖ eingebracht wurden. Der gesamte Inhalt eines Substratkorbs wurde mit 50%igen Ethanol fixiert und die Makrozoobenthos-Organismen aussortiert. Für die taxonomische

Analyse wurde dasselbe Stereomikroskop wie für das Zooplankton verwendet. Pro Probenentnahme wurden zwei MZB-SK entnommen, jeweils einer mit Ursprung aus dem Gleenbach und einer mit Ursprung aus dem Krebsbach.

Nicht destruktive Auswertung

Für die nicht destruktive Auswertung wurden Substratkörbe aus Kunststoff (15 cm x 15 cm x 9 cm) mit Löchern an den Seitenwänden (Größe: ca. 0.4 cm) und am Boden (Größe: ca. 0.25 cm), die oben mit einem Maschendraht aus Edelstahl (Maschenweite: 1 cm) verschlossen wurden, verwendet. Sie wurden zu drei Vierteln mit unregelmäßigen Basaltseinen (Größe: 3-8 cm) vom Steinbruch Nieder-Ofleiden und im restlichen oberen Viertel mit einem locker aufliegendem Bündel *Ceratophyllum demersum* befüllt. Bei jeder Probenentnahme wurden zwei solcher Substratkörbe entnommen und ihr Inhalt jeweils in Weißschalen überführt. Dort wurden die Organismen mit Wasser aus den FGMÖ vom Substrat abgewaschen oder mit einer Edelstahlpinzette in die Weißschale überführt. Alle Makrozoobenthos-Organismen wurden lebend bestimmt und gezählt. Im Anschluss wurden die Organismen wieder in das entsprechende FGMÖ gegeben. Die Substratkörbe wurden mit ihrem Substrat bestückt und an die gleiche Stelle auf dem Boden zurück in die FGMÖ gestellt. Zwischen zwei Probenentnahmen lagen mindestens sieben Tage, sodass die Zeit für eine erneute Besiedlung der Substratkörbe ausreichte.

Emergierte Insekten

Pro FGMÖ wurden zwei Fallen zur Erfassung der emergierten Insekten (Emergenzfallen) installiert, die beide bei jeder Probenentnahme geleert wurden. In den ersten beiden Testdurchläufen kam der Emergenzfallen-Typ A zum Einsatz, im dritten Testdurchlauf und in der Ivermectin-Studie der Typ B. Die Emergenzfallen wurden an der Wasseroberfläche der FGMÖ installiert und am oberen Ende mit Eklektorkopfdosen verschlossen (Höhe: 11 cm, \varnothing Außen- und Innenzylinder: 15 und 7.5 cm; ecoTech Umwelt-Meßsysteme GmbH, Bonn). Die Eklektorkopfdosen wurden mit Leitungswasser und 1 ml Detergenz bodenbedeckend befüllt. Bei der Probenentnahme wurden die Organismen aus den Eklektorkopfdosen in einem Edelstahlsieb (Maschenweite: 63 μm) aufgefangen, in 70%igen Ethanol fixiert und die emergierten Insekten mit einem Stereomikroskop (siehe oben) ausgewertet.

Typ A (Testdurchlauf I + II)

Der Emergenzfallen-Typ A (Abb. 11) bestand aus einem Edelstahlring (Höhe: 1 cm, $\varnothing = 40$ cm, Fläche: 1257 cm²), an dem vier PET-Flaschen (200 mL) als Schwimmkörper befestigt waren. Über den Edelstahlring war ein Feinstrumpfhosenbein aus Nylon bis zur Edelstahlhalterung für die Eklektorkopfdose gespannt. Innerhalb der Falle waren an der Edelstahlhalterung drei Sisal-Stricke, die bis zum Gewässergrund reichten, als Aufstiegshilfe für emergierende Insekten aufgehängt.

Typ B (Testdurchlauf III + Piltostudie mit Ivermectin)

Typ B ist eine Weiterentwicklung des Emergenzfallen-Typs A (Abb. 11). Der schmale Edelstahlring von Typ A wurde durch einen 10 cm hohen Edelstahlring ($\varnothing = 40$ cm, Fläche: 1257 cm²) ersetzt. Als Netz wurde ein unbehandeltes Stoff (Maschenweite: 250 μm) verwendet. Typ B ist höhenverstellbar und kann so an den Wasserstand angepasst werden. Wie bei Typ A wurden innerhalb der Falle drei 1 cm starke Stricke aus Sisal aufgehängt.

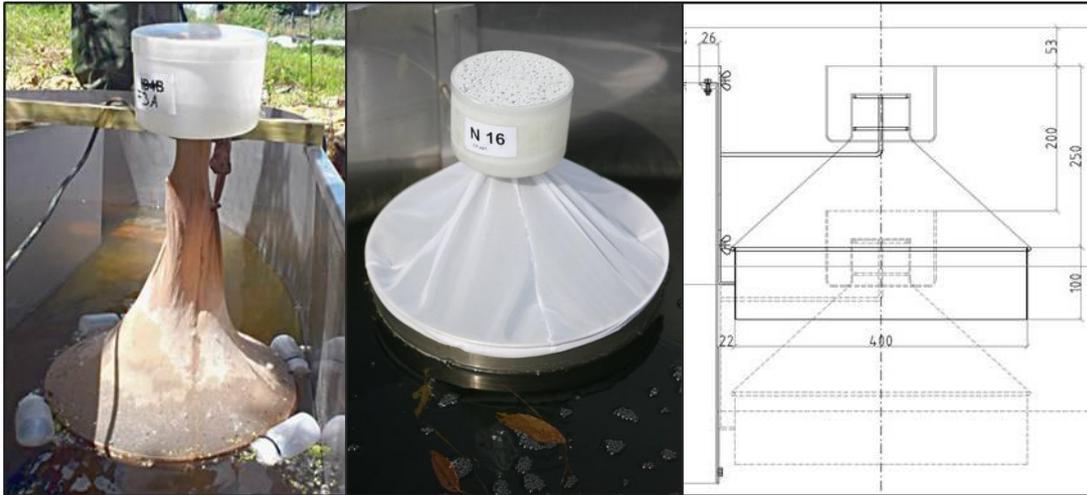


Abb. 11: Photographien von Emergenzfallentyp A (links) und B (Mitte) sowie eine technische Zeichnung des höhenverstellbaren Emergenzfallentyps B (rechts).

Gammariden-Bioassay

In einen runden Edelstahlkäfig ($\varnothing = 22$ cm, Höhe: 11 cm), der drei Basaltsteine (Größe: 3-8 cm) vom Steinbruch Nieder-Ofleiden und 2 g Blätter der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) enthielt, wurden 20 Individuen der Art *Gammarus roeseli* mit einer Größe von ca. 1 cm gegeben. Die Käfige waren oben und unten mit einem Edelstahlnetz (Maschenweite: <0.3 mm) ausgestattet und wurden so auf den Boden der FGMÖ gestellt, dass sie vom Wasser durchströmt wurden. Bei der Auswertung wurden die Individuen gezählt und wieder in den Käfig gesetzt. Wenn Nachkommen vorhanden waren, wurden diese ins Freiwasser der FGMÖ entlassen.

Organismische Drift

Um die driftenden Organismen zu erfassen, wurde ein Kunststoffnetz (Breite: 20 cm, Höhe: 50 cm, Maschenweite: 1 mm) mit einem Holzrahmen zwischen den beiden Leitblechen am Ende der Fließstrecke auf der Seite des Schaufelrads aufgehängt. Damit wurde etwa ein Drittel des Gewässerquerschnitts über die gesamte Wassersäule erfasst. Für die Auswertung wurden alle Makroinvertebraten aus dem Netz entnommen, in 70%igen Ethanol fixiert und mit einem Stereomikroskop (siehe oben) taxonomisch bestimmt und gezählt.

Mikrobielle Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*)

Die Blätter der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) wurden im Herbst, unmittelbar nachdem sie von den Bäumen gefallen waren, an einem Standort im Uferbereich der Ohm gesammelt, bei Raumtemperatur luftgetrocknet und bei -20°C gelagert. Vor den Versuchen wurden die Blätter aufgetaut, die Stiele entfernt und $1.5 \text{ g} \pm 0.005$ Blattmasse pro Streubeutel abgewogen (Größe: 10 cm x 10 cm, Maschenweite: 0.3 mm). Um das Referenzgewicht bei Versuchsbeginn zu ermitteln, wurden zehnmal 1.5 g Blätter für 24 h bei 70°C getrocknet, gewogen und der Mittelwert der zehn Messungen bestimmt. Die Streubeutel wurden mit Schnüren an Backsteinen befestigt und diese auf den Gewässergrund gelegt. Zur Messung der Abbaurate der Blätter wurden fünf Streubeutel pro

Messung entnommen und das mittlere konstante Trockengewicht der Blätter (24 h bei 70°C) bestimmt. Durch die Differenz zum Referenzgewicht wurden der prozentuale Gewichtsverlust und die Abbaukonstanten berechnet. Der zeitliche Gewichtsverlust von Blättern folgt einem exponentiellen Zerfall (BÄRLOCHER 2005):

$$M_t = M_0 \times e^{-kt}$$

M_t = Masse zum Zeitpunkt t

M_0 = Masse zum Zeitpunkt 0 (Referenzgewicht bei Versuchsbeginn)

k = (exponentielle) Abbaukonstante

t = Zeit in Tagen

Zusätzlich wurde die Abbaurrate auf Grundlage von Wärmesummen berechnet (k'), indem die Zeit (t) durch die Summe der Gradtage ($^{\circ}\text{d}$) ersetzt wurde (YOUNG et al. 2008; SCHLIEF & MUTZ 2009).

Vergleich mit statischen Mesokosmen

Um die Aussagekraft von lentischen und lotischen Mesokosmen für die Gruppe der Makroinvertebraten zu vergleichen, wurden die FGMÖ bereits etablierten statischen Mesokosmen des IfG, die seit über zehn Jahren für Zulassungsstudien von Chemikalien (vor allem PSM) genutzt werden (Ebke, P. persönliche Mitteilung), gegenübergestellt. Die Teich-Systeme wurden mit einer 10 cm mächtigen Sedimentschicht aus Schluff, Lehm und Sand und mit Wasser (ca. 47 000 L) aus einem Weiher auf dem Gelände des IfG befüllt. Im Anschluss wurden Makrophyten gepflanzt. Algen, Zooplankton und Makroinvertebraten wurden mit dem Wassers und dem Sediment eingeführt. Vier Wochen vor Versuchsbeginn wurden Edelstahl-Zylinder (\varnothing : 1.43 m, Volumen: 1600 L) in drei Teiche eingelassen, um das Testsystem in gleich gestalteten Kompartimente (=Mesokosmen) zu unterteilen. Über den gleichen Zeitraum, wie der dritte Testdurchlauf der FGMÖ erfolgte, wurden die Makroinvertebraten in jeweils vier Mesokosmen mit drei Probenentnahmetechniken erfasst: mit zwei Makrozoobenthos-Fallen, die eine mit einer Tonperlenkette und einem Schilfbündel, die andere mit Basaltsteinen und *Ceratophyllum demersum* als Substrat (ähnlich wie bei den MZB-SK für die nicht destruktive Auswertung im FGMÖ-Versuch). Außerdem wurden die Makroinvertebraten in der Wassersäule mit einem Kescher gefangen. Die Organismen wurden lebend bestimmt und gezählt und die Ergebnisse aller drei Methoden aufsummiert. Zusätzlich wurden die aus dem Wasser emergierten Insekten bestimmt (eine Falle des Emergenzfallen-Typ B pro Mesokosmos). Auf diese Weise standen Daten aus drei statischen Mesokosmos-Studien zur Verfügung, die mit der gleichen Anzahl an Replikaten und Probenentnahmen über denselben Zeitraum wie der dritte Testdurchlauf mit den FGMÖ durchgeführt wurden. Anhand einer methodisch identischen Datenauswertung dieser Daten wurde der Endpunkt Makroinvertebraten unter Berücksichtigung der Diversität, Replizierbarkeit, statistischen Stärke und dem Anteil besonders gefährdeter Spezies verglichen.

Vergleich mit Referenzbächen

Die Daten der physikochemischen Wasserparameter der Referenzbäche Ohm und Gleenbach wurden von der Internetpräsenz des Hessisches Landesamt für Naturschutz, Umwelt und Geologie abgerufen (HLUG 2015). Der Rohdatensatz des Makrozoobenthos für den Gleenbach stammte aus DÖREN (2008)

und BREUER et al. (eingereicht). Außerdem wurde auf die Rohdaten aus einem unveröffentlichten Forschungsprojekt des IfG zurückgegriffen, in dem das Makrozoobenthos in einem Bach in Westdeutschland (Bach WD) untersucht wurde. Der Bach WD ist ein ca. 38 km langes Fließgewässer des Typs 14 „sandgeprägte Tieflandbäche“, das sich in einem guten chemischen und in Bezug auf das Makrozoobenthos in einem guten ökologischen Zustand befindet. Für den Vergleich mit den FGMÖ wurden für das Makrozoobenthos die Diversität, die Verteilung der funktionellen Gruppen und der Anteil sensitiver Arten bestimmt.

Datenauswertung

Diversitätsindices

Shannon-Index

Der Shannon-Index (=Shannon-Wiener-Index, H_s) berechnet sich aus den relativen Häufigkeiten der Arten (entspricht hier den aufgenommenen Taxa):

$$H_s = \sum_{i=0}^S p_i \times \ln p_i$$

$$p_i = \frac{n_i}{N}$$

n_i = Anzahl der Individuen der i-ten von S Arten

N = Gesamtzahl der Individuen aller Arten

S = Anzahl der Arten

Artengleichheit

Die Artengleichheit (Evenness, E) kann aus dem Shannon-Index (H_s) abgeleitet werden:

$$E = \frac{H_s}{H_{\max}} = \frac{H_s}{\ln S}$$

H_s = Shannon-Index

H_{\max} = Maximalwert von H_s

S = Gesamtanzahl der Arten

Ähnlichkeitsmaße

Stander-Koeffizient

Mithilfe des Stander-Koeffizienten (St_a) werden die relativen Häufigkeiten der Arten an zwei unterschiedlichen Standorten verglichen.

$$St_a = \sum p_{ik} \times p_{jk} / \sqrt{\sum p_{ik}^2 \times \sum p_{jk}^2}; p_{ik} = n_{ik}/N_i; p_{jk} = n_{jk}/N_j$$

p_{ik}, p_{jk} = relative Häufigkeit der Art k an Standort i und j

n_{ik}, n_{jk} = absolute Abundanz der Art k an Standort i und j

N_i, N_j = Gesamtabundanz an Standort i und k

Steinhaus-Koeffizient

Im Gegensatz zum Stander-Koeffizienten liegen der Berechnung des Steinhaus-Koeffizienten (St_e), der auch Bray-Curtis-Koeffizient genannt wird, die absoluten Häufigkeiten der Arten zugrunde.

$$St_e = 2 \times W / \left(\sum n_{ik} + \sum n_{jk} \right)$$

n_{ik}, n_{jk} = absolute Abundanz der Art k an Standort i und j

W = Summe der geringsten Abundanz pro Art an Standort i und j

Datentransformation

Um Normalverteilung und Varianzhomogenität der Daten zu erreichen, wurden die Abundanzdaten für statistische Auswertungen, wie von VAN DEN BRINK et al. (1995) empfohlen, nach folgender Formel transformiert: $y' = \ln(ay+1)$, wobei y der gemessenen Abundanz entsprach und der Faktor a so gewählt wurde, dass die niedrigste Abundanz ($y > 0$) in zwei umgewandelt wurde.

Zuordnung der Variabilität in den Makrozoobenthos-Datensätzen

Um die zeitliche Variabilität in den Makrozoobenthos-Gesellschaften im Vergleich zur Variabilität zwischen den FGMÖ-Replikaten zu ermitteln, wurden Ordinationsverfahren mit dem Programm CANOCO 4.5 durchgeführt (TER BRAAK & ŠMILAUER 2002). Weil Korrespondenzanalysen (Detrended Correspondence Analysis, DCA) jeweils zeigten, dass die Länge der Gradienten in den Datensätzen kleiner drei Standardabweichungen war, wurden Ordinationstechniken angewendet, die auf linearen Modellen beruhen (TER BRAAK & ŠMILAUER 2002; LEPSŠ & ŠMILAUER 2003). Redundanzanalysen (Redundancy Analysis, RDA) mit den Tagen der Probenentnahmen als Umweltvariablen und den Replikaten als Kovariablen wurden benutzt, um den Anteil der zeitlichen Variabilität und den Anteil der Variabilität zwischen den Replikaten an der Gesamtvariabilität in den Makrozoobenthos-Datensätzen zu berechnen. Die Signifikanz ($\alpha = 0.05$) einer RDA wurde mittels Monte-Carlo Permutationen überprüft. Die zeitliche Entwicklung der Variabilität zwischen den Replikaten wurde mit Hauptkomponentenanalysen (Principal Component Analysis, PCA) veranschaulicht.

SPEAR-Ansatz

Beim SPEcies At Risk (SPEAR)-Ansatz wird davon ausgegangen, dass ein Stressor auf eine Artgemeinschaft wie ein ökologischer Filter wirkt und sich dadurch der Anteil der Arten verkleinert, die von dem Stressor besonders betroffen sind (LIESS & VON DER OHE 2005; LIESS et al. 2008). Mithilfe des $SPEAR_{\text{pesticide}}$ -Index lässt sich der Anteil der Makroinvertebraten bestimmen, die als besonders gefährdet gegenüber einer Belastung mit PSM gelten. Dabei werden die physiologische Sensitivität gegenüber organischen Chemikalien ($S_{\text{org}} = \log(LC50_{\text{Daphnia magna}}/LC50_{\text{Taxon}})$ nach VON DER OHE & LIESS (2004)) und bestimmte ökologische Eigenschaften (Generationszeit, Fähigkeit zur Wiederbesiedlung und Präsenz von aquatischen Lebensstadien während der PSM-Belastung) berücksichtigt, die Einfluss auf die Erholungszeit einer Population nach einer Schadstoffbelastung haben (LIESS & VON DER OHE 2005). Der SPEAR-Ansatz wurde in mehreren Freilandstudien für unterschiedliche geographische Regionen (SCHÄFER et al. 2007; SCHRIEVER et al. 2007; LIESS et al. 2008; SCHÄFER et al. 2012) und auch für Mesokosmos-Studien (LIESS & BEKTOV 2011) validiert. Der $SPEAR_{\text{pesticide}}$ -Index wurde nach folgender Formel berechnet:

$$\text{SPEAR}_{\text{pesticide}} = \frac{\sum_{i=1}^n \log(x_i + 1)y}{\sum_{i=1}^n \log(x_i + 1)} \times 100$$

x_i = Abundanz des Taxon i

n = Anzahl der Taxa

$y = 1$, wenn das Taxon als gefährdet eingestuft wurde; sonst $y = 0$

Da der $\text{SPEAR}_{\text{pesticide}}$ unspezifisch ist, wurden angepasste $\text{SPEAR}_{\text{neu}}$ -Indices für die Insektizidklassen Carbamate, Organophosphate, Pyrethroide, Organochlorine und Neonicotinoide entwickelt. Als neues Sensitivitätskriterium wurde für jede Insektizidklasse die jeweils spezifische relative Sensitivität (MSS: mode-specific sensitivity) nach Rubach et al. (2010) und Rico & van den Brink (2015) verwendet. Die Zuordnung der MSS wurde auf einem möglichst niedrigen taxonomischen Niveau mithilfe der Datenbank von Rico & van den Brink (2015) durchgeführt. Taxa mit einer $\text{MSS} < 0$ wurden als sensitiv gewertet, was bedeutet, dass sie empfindlicher als der Durchschnitt der Invertebraten-Taxa sind (Rico & van den Brink 2015). Das Kriterium für das Wiederbesiedlungspotential wurde zusätzlich modifiziert: Allen Taxa, die nach Rico & van den Brink (2015) entweder über eine stark ausgeprägte Flugfähigkeit oder eine stark ausgeprägte Schwimmfähigkeit verfügen oder sich durch eine hohe Drifthäufigkeit auszeichnen, wurde ein hohes Wiederbesiedlungspotential bescheinigt (nicht besonders gefährdet). Für die Auswertung der statischen Mesokosmen wurde nur die Flugfähigkeit berücksichtigt. Die Einteilung der Taxa für die verschiedenen SPEAR-Indices im Rahmen dieser Arbeit findet sich in Anhang C.

Artspezifische Eigenschaften

Die artspezifischen Eigenschaften wurden mit dem Programm Asterics 4.04 bestimmt oder auf <http://www.freshwaterecology.info/> (SCHMIDT-KLOIBER & HERING 2015) nachgeschlagen. Information über die Anwesenheit von aquatischen Lebensstadien ab Mai (Jahreszeit mit vermutlich höchster Pestizidbelastung) und die Generationszeit wurden aus der SPEAR-Datenbank in EFSA (2013) entnommen. Auf Basis ihrer Generationszeit wurden die Taxa in plurivoltin, uni-bivoltin, univoltin und semivoltin eingeteilt (Anhang D). Die Informationen über die Flugfähigkeit, die Schwimmfähigkeit und die Drifthäufigkeit stammen von RICO & VAN DEN BRINK (2015), deren Einteilung auf der Datensammlung von POFF et al. (2006) beruht. Die entsprechende Zuordnung für die Taxa im Rahmen dieser Arbeit findet sich in Anhang E.

Statistische Stärke: Minimum Detectable Difference (MDD)

Die MDD ist definiert als der minimale Unterschied zwischen den Mittelwerten der Kontrollen und Behandlungsgruppe, der mindestens auftreten muss, damit ein statistisch signifikanter Unterschied festgestellt werden kann. Die MDDs wurden nach BROCK et al. (2014) berechnet:

$$\text{MDD} = \bar{x}_K - \bar{x}_B = t_{1-\alpha, df, k} \times \sqrt{\frac{s_K^2}{n_K} + \frac{s_B^2}{n_B}}$$

oder

$$MDD = \bar{x}_K - \bar{x}_B = t_{1-\alpha,df,k} \times s \sqrt{\frac{1}{n_K} + \frac{1}{n_B}}$$

$\bar{x}_K; \bar{x}_B$ = Mittelwert der Kontrolle und der Behandlungsgruppe

$t_{1-\alpha,df,k}$ = Quantil der t-Verteilung in Abhängigkeit vom Signifikanzniveau (α), den Freiheitsgraden (df) und der Anzahl der Vergleiche bzw. Behandlungsgruppen (k)

$s_K^2; s_B^2$ = Varianz der Kontrollen und der Behandlungsgruppe

s = Reststandardabweichung einer ANOVA (Analysis of variance)

$n_K; n_B$ = Anzahl der Replikate bei der Kontrolle und den Behandlungsgruppen

Bei den drei Testdurchläufen (nur unbehandelte Kontrollen) wurden folgende Annahmen gemacht:

- Studiendesign: fünf Kontrollen ($n_K = 5$) und fünf duplizierten Behandlungsgruppen ($n_B = 2$; $k = 5$; $df = 9$)
- Statistischer Test: einseitiger Williams-Test
- Signifikanzniveau: $\alpha = 0.05$
- Die Varianz der Behandlungsgruppe ist gleich der Varianz der Kontrollen ($s_K^2 = s_B^2$).

Der Williams-Test ist ein multipler t-Test mit großer statistischer Stärke, der von einer monotonen Dosis-Wirkungsbeziehung ausgeht (WILLIAMS 1971, 1972) und wird in den aktuellen Leitlinien zur Auswertung von Mesokosmos-Studien empfohlen (OECD 2006; EFSA 2013). Die MDDs wurden zunächst anhand der transformierten Daten ermittelt (MDD_{ln}). Da prozentuale Angaben auf einer logarithmierten Skala jedoch schwierig zu interpretieren sind, wurde die MDD_{ln} in die Skala der gemessenen Abundanz (MDD_{abu}) rücktransformiert (BROCK et al. 2014):

$$MDD_{abu} = (e^{\bar{x}_K} - e^{\bar{x}_K - MDD_{ln}}) / a$$

$$\%MDD_{abu} = 100 \times \frac{MDD_{abu}}{(e^{\bar{x}_K} - 1) / a}$$

$\%MDD_{abu} = MDD_{abu}$ in Prozent des zurücktransformierten Mittelwerts der Kontrollen

Dem Leitfaden der EFSA zur aquatischen Risikobewertung von PSM entsprechend, können die MDDs ($\%MDD_{abu}$) aus Mesokosmos-Studien in fünf Klassen unterteilt werden (EFSA 2013) (Tab 11).

Tab 11: Die fünf von der EFSA vorgeschlagenen MDD-Klassen (EFSA 2013).

MDD-Klasse	Größe der MDD	Anmerkung
0	>100%	Kein Effekt kann statistisch erfasst werden ^(*)
I	90–100%	Ausschließlich große Effekte können statistisch erfasst werden
II	70–90%	Große bis mittelgroße Effekte können statistisch erfasst werden
III	50–70%	Mittegroße Effekte können statistisch erfasst werden
IV	<50%	Kleine Effekte können statistisch erfasst werden

^(*) Diese Aussage bezieht sich auf die Abnahme der Abundanz. Eine Zunahme kann größer als 100% sein.

Unter Berücksichtigung der aufgeführten fünf MDD-Klassen schlagen BROCK et al. (2014) drei MDD-Kategorien für Taxa in Mesokosmos-Experimenten vor:

Tab 12: Die drei MDD-Kategorien für Taxa in Mesokosmos-Experimenten nach BROCK et al. (2014).

MDD-Kategorie	Beschreibung
1	Taxa, bei denen zutrifft, dass die %MDD _{abu} nach der ersten Applikation der Testsubstanz ^(*) <ul style="list-style-type: none"> a) <100% bei mindestens fünf Probenentnahmen^(*), oder b) <90% bei mindestens vier Probenentnahmen, oder c) <70% bei mindestens drei Probenentnahmen, oder d) <50% bei mindestens zwei Probenentnahmen ist.
2	Taxa, die nicht unter Kategorie 1 fallen, für die jedoch bei mindestens einer Probenentnahme ein statistischer Effekt festgestellt werden konnte.
3	Taxa, die nicht unter Kategorie 1 fallen und für die bei keiner Probenentnahme ein statistischer Effekt gefunden wurde.

^(*) bei Testdurchlauf I-III wurden alle Probenentnahmen berücksichtigt

^(*) bei Testdurchlauf I wurde vier statt fünf Probenentnahmen gefordert, da insgesamt nur vier Probenentnahmen erfolgten

Nach BROCK et al. (2014) reicht die statistische Stärke bei einem Taxon der MDD-Kategorie 1 aus, um potentielle Effekte der Testsubstanz auf die Population des entsprechende Taxon zuverlässig nachzuweisen. In dieser Arbeit wurde zusätzlich gefordert, dass die mittlere Abundanz des Taxons ≥ 3 war, und dass es in mindestens 75% der Kontrollreplikate vorkam. Sowohl im Richtliniendokument der EFSA (EFSA 2013) als auch von BROCK et al. (2014) wird gefordert, dass potentielle Effekte auf mindestens acht sensitiven Taxa statistisch erfassbar sein sollen, um eine Mesokosmos-Studie ohne Vorbehalte für eine ökotoxikologische Risikobewertung der Testsubstanz heranziehen zu können (Bei BROCK et al. (2014) entsprechend mindestens acht sensitiven Taxa in der MDD-Kategorie 1). Potentiell sensitive Taxa werden durch den Wirkmechanismus der Testsubstanz und durch verfügbare ökotoxikologische Daten identifiziert (EFSA 2013; BROCK et al. 2014). Im Allgemeinen kann davon ausgegangen werden, dass Primärproduzenten (Algen und Makrophyten) besonders sensitiv gegenüber Herbiziden sind und Arthropoden gegenüber Insektiziden. Gegenüber Fungiziden sind häufig Vertreter verschiedener taxonomischer Gruppen (z.B. Mikroorganismen, Algen und Arthropoden) besonders empfindlich (EFSA 2013).

Statistischer Nachweis von Unterschieden

Nach Überprüfung der Normalverteilung (KS-Test) und der Varianzhomogenität (Barlett-Test) wurden statistische Unterschiede zwischen unbehandelten Einheiten mit paarweisen t-Tests (beidseitig, $\alpha=0.05$) ermittelt. In der Ivermectin-Studie (Tab 13) wurden die statistischen Unterschiede zwischen Behandlungsgruppen und Kontrollen mithilfe des Willams-Test (einseitig, $\alpha=0.05$) analysiert (WILLIAMS 1971, 1972). Für die in diesem Abschnitt beschriebenen statistischen Auswertungen wurde Community Analysis 4.3 verwendet. Eine Beschreibung einer früheren Version des Programms findet sich bei HOMMEN et al. (1994).

Um Abweichungen in der Gemeinschaftsstruktur zu analysieren und zu visualisieren, wurden Principal Response Curves (PRCs) mit CANOCO 4.5 angewendet (TER BRAAK & ŠMILAUER 2002). Bei den PRCs handelt es sich um eine multivariate statistische Methode, die über Redundanzanalysen (RDA: Redundancy Analysis) berechnet wird und sich auf die Unterschiede in der Zusammensetzung

der Arten zwischen Kontrollen und den Behandlungsgruppen über einen Versuchszeitraum konzentriert (VAN DEN BRINK & TER BRAAK 1998, 1999). Ihre Anwendung zur Auswertung von Mesokosmos-Studien wird in den gängigen Richtliniendokumenten empfohlen (OECD 2006; EFSA 2013). Eine PRC bildet die „prinzipielle Antwort“, den kanonischen Koeffizienten (C_{dt}), gegen die Zeit ab und stellt dabei die Behandlungseffekte als Abweichungen von den Kontrollen auf der Y-Achse dar (die Kontrollen entsprechen der X-Achse) (VAN DEN BRINK & TER BRAAK 1998, 1999). Zur Überprüfung, ob die PRC-Analysen in ihrer Gesamtheit einen signifikanten Anteil der Gesamtvarianz abbildeten, wurden Monte-Carlo Permutationstests durchgeführt (499 Permutationen, $\alpha=0.05$) (VAN DEN BRINK & TER BRAAK 1998, 1999). Zusätzlich wurden tageweise RDAs berechnet, um die statistischen Unterschiede in der Gemeinschaftsstruktur für jeden einzelnen Probenentnahmetag zu analysieren. Wenn die RDA signifikant war (Monte-Carlo Permutation, $\alpha=0.05$), wurde eine Hauptkomponentenanalyse (PCA: Principal Component Analysis) für diesen Tag durchgeführt und die darin ermittelten Aufnahmewerte (sample scores) der ersten kanonischen Achse dem Williams-Test (einseitig, $\alpha=0.05$) unterzogen.

Tab 13: Übersicht der statistischen Methoden zur Auswertung der Effekte in der Ivermectin-Studie.

Ökologische Ebene	Endpunkt	Methode	Anmerkung
Gemeinschaft	Gesamtabundanz	NOEC: Williams-Test mit In-transformierten Daten	Für jeden Probenentnahmetag
	Diversität	NOEC: Williams-Test mit Artenanzahl, Shannon-Index und Artengleichheit	Für jeden Probenentnahmetag
	Ähnlichkeit	Steinhaus- und Stander-Koeffizient*	Für jeden Probenentnahmetag
	Struktur	Principal Response Curves (PRC)	Für den gesamten Datensatz
		NOEC: Williams-Test mit PCA-Aufnahmewerten (sample scores)	Für jeden Probenentnahmetag, an dem die PRC signifikant ist
Anteil sensibler Taxa	SPEAR _{pesticide} -Index	Für jeden Probenentnahmetag	
Population	Abundanz	NOEC: Williams-Test mit In-transformierten Daten	Für jedes Taxon an jedem Probenentnahmetag

*Der Koeffizient wurde für jede mögliche Paarung innerhalb der vier Kontrollen berechnet und daraus der Mittelwert gebildet. Außerdem wurde der Mittelwert der Koeffizienten aller möglichen Kombinationen zwischen den einzelnen FGMÖ-Replikaten mit der gleichen Ivermectin-Konzentration und den vier Kontrollen ermittelt. Anschließend wurden die beiden Mittelwerte der Koeffizienten verglichen.

Evaluation der Effekte

Die beobachteten Effekte wurden nach EFSA (2013) und BROCK et al. (2014) in folgende Effektklassen eingeteilt:

- Effektklasse 0: *Behandlungsbedingte Effekte können statistisch nicht ausgewertet werden*
Trifft auf alle Taxa der MDD-Kategorie 3 zu (während die übrigen Effektklassen für Taxa der MDD-Kategorie 1 und 2 verwendet werden können).
- Effektklasse 1: *Keine Effekte als Folge der Behandlung traten auf (NOEC).*
Keine (statistisch oder ökologisch signifikanten) Effekte, die auf die Behandlung mit der Testsubstanz zurückzuführen waren, wurden nachgewiesen. Beobachtete Unterschiede zwischen Behandlungsgruppen und Kontrollen zeigten keinen klaren kausalen Zusammenhang. Anmerkung: Neben dem statistischen Nachweis^(*) benötigt ein kausaler Zusammenhang eine biologische Erklärung (z.B. auf Grundlage von ökotoxikologischen Daten oder der Ökologie der Arten im Testsystem).
- Effektklasse 2: *Leichte Effekte*
Statistisch signifikante, kurzzeitige Effekte mit geringem Ausmaß, die gewöhnlich nur bei einer einzelnen Probenentnahme beobachtet wurden.
- Effektklasse 3A: *Ausgeprägte Kurzzeiteffekte (Effektdauer <8 Wochen) mit anschließender Erholung*
Eindeutige Antwort sensitiver Endpunkte bei vollständiger Erholung innerhalb von acht Wochen nach der letzten Applikation. Bei verzögerten Effekten und mehrmaliger Applikation: Die Effektdauer ist kürzer als acht Wochen und es erfolgt eine vollständige Erholung. Behandlungsbedingte Effekte werden an aufeinander folgenden Probenentnahmen beobachtet. Eine Erholung ist nur bestätigt, wenn in der entsprechenden Phase eine statistische Auswertbarkeit (MDD<100%) gegeben ist und die Angleichung zwischen Behandlungsgruppe und Kontrolle nicht auf einen Rückgang des Endpunkts (z.B. am Ende der Vegetationsperiode) in den Kontrollen zurückzuführen ist.
- Effektklasse 3B: *Ausgeprägte Effekte mit Erholung innerhalb von acht Wochen nach der letzten Applikation*
Für die Ivermectin-Studie nicht relevant, da nur einfach appliziert wurde.
- Effektklasse 4A: *Ausgeprägte Effekte in einer Kurzzeitstudie*
Für die Ivermectin-Studie nicht relevant, da sie länger als acht Wochen nach der Applikation andauerte.
- Effektklasse 4B: *Signifikante Kurzzeiteffekte, bei denen eine Erholung nicht angemessen nachgewiesen werden konnte*
Eindeutige Effekte wurden beobachtet, die statistischen Unterschiede waren über einen kürzeren Zeitraum als acht Wochen vorhanden, doch ob eine Erholung stattgefunden hat, kann nicht beurteilt werden, da die MDD-Werte zu groß waren oder ein starker Rückgang des Endpunkts (z.B. Abundanz einer Population) in den Kontrollen stattgefunden hat.

Effektklasse 5A: *Ausgeprägte Langzeiteffekte mit anschließender Erholung*

Eindeutige Antwort sensitiver Endpunkte mit einer Effektdauer länger als acht Wochen, aber eine Erholung innerhalb des Jahres, in dem die Applikation erfolgte, konnte nachgewiesen werden.

Effektklasse 5B: *Ausgeprägte Langzeiteffekte ohne Erholung*

Eindeutige Antwort sensitiver Endpunkte mit einer Effektdauer länger als acht Wochen ohne Erholung vor dem Ende des Experiments oder dem Einsetzen der Winterperiode.

(*)Bei der hohen Anzahl von statistischen Tests, die bei der Auswertung einer Mesokosmos-Studie durchgeführt werden, können statistische Unterschiede auftreten, die dem Zufall geschuldet sind und bei denen es sich um sogenannte alpha-Fehler handelt (die Alternativhypothese wird akzeptiert, obwohl in Wahrheit die Nullhypothese korrekt ist). Deshalb wurde eine Abweichung von den Kontrollen in dieser Arbeit nur dann als statistisch abgesichert angesehen, wenn eine Dosisabhängigkeit zu erkennen war, die mittlere Abundanz des Taxons in den Kontrollen mindestens >3 war und das Taxon in mindestens 75% der Kontrollreplikate vorkam. Außerdem musste es eine biologisch plausible Erklärung für die Beobachtung geben, damit von einem Effekt ausgegangen werden konnte: Bei direkten (toxischen) Effekten auf Grundlage von ökotoxikologischen Daten und bei indirekten Effekten auf Basis von direkten Effekten in Verbindung mit den ökologischen Eigenschaften der betroffenen Art (z.B. die Abnahme der Abundanz eines Räubers aufgrund von toxischen Effekten und als Folge ein Zuwachs bei einer Beutepopulation).

Applikation und Rückstandanalytik von Ivermectin

Zur Herstellung der Applikationslösungen wurde eine 2.92 g/L Ivermectin/Ethanol Stammlösung verwendet. Um die nominalen Konzentrationen von 5 ng/L und 30 ng/L in den FGMÖ zu erreichen, musste ein Volumen von 3.4 µL bzw. 20 µL aus dieser Stammlösung verwendet werden, was einer maximalen Konzentration des Lösungsmittels Ethanol in den FGMÖ von $1 \cdot 10^{-6}$ % v/v entsprach. Die Applikationslösungen (Volumen: 2 L) wurden aus Scheidetrichtern direkt in den Wasserkörper appliziert. Dabei wurde die Applikationslösung durch vertikale Kreisbewegungen gleichmäßig über die Wassersäule verteilt. Die Dauer der Applikation betrug jeweils 200 s (entspricht in etwa zwei Umlaufzeiten des Wassers in einem FGMÖ), um Ivermectin auch in vertikaler Richtung homogen zu verteilen. Danach wurde der Scheidetrichter zweimal mit je 2 L Wasser, das vor der Applikation aus dem entsprechenden FGMÖ entnommen wurde, gespült und das Spülwasser ebenfalls in das entsprechende FGMÖ gegeben.

Um die Ivermectin-Konzentration im Wassers zu ermitteln, wurden mit einem Edelstahlrohr (Durchmesser: 40 mm) jeweils drei über die gesamte Wassersäule tiefenintegrierte Proben entnommen, mit einem Edelstahlsieb gefiltert (Maschenweite: 63 µm) und in einer Edelstahlkanne gesammelt. Anschließend wurden davon 400 mL abgefüllt und 100 mL Isopropanol sowie interner Standard (Abamectin) hinzugegeben. Die Lagerung der Proben erfolgte bei -18 °C. Zur Aufkonzentration und Aufreinigung der Wasserprobe wurde eine Festphasenextraktion (solid phase extraction) verwendet. Die Kartuschen wurden zuvor mit einem Gemisch aus Wasser und Isopropanol (20%) konditioniert. Nach der Extraktion wurde Ivermectin mit 10 mL Acetonitril eluiert, in einem Stickstoffgasstrom bei 55°C verdampft, in 1 mL Acetonitril aufgenommen und die Probe filtriert

(Maschenweite: 0.45 µm, Polytetrafluorethylen). Von diesem Filtrat wurden 700 µL entnommen, derivatisiert und anschließend per Hochleistungsflüssigkeitschromatographie mit angeschlossener Fluoreszenzspektroskopie analysiert (High performance liquid chromatography – fluorescence detection). Die absolute Nachweisgrenze für Ivermectin im Wasser lag bei 1 ng/L. In dem FGMÖ zur Analyse des Umweltverhaltens wurde die Ivermectin-Konzentration im Wasser nach 1, 2, 4, 7, 12, 21 h und täglich von Tag 1 bis Tag 9 sowie an Tag 18, 56 und 76 nach der Applikation gemessen. In den FGMÖ zur Effektbewertung wurde die Ivermectin-Konzentration im Wasser 24 h nach der Applikation gemessen.

Zur Erfassung der Ivermectinrückstände im Sediment wurde Sediment in Edelstahlbehälter (176 mm x 10 mm) gegeben (Schichtdicke: 2 cm) und auf den Boden der FGMÖ gestellt. Um Verwirbelungen beim Einsetzen und Entnehmen zu vermeiden, wurde für diese Arbeitsschritte jeweils ein Deckel auf die Schalen gelegt. Bei jeder Probenentnahme wurde ein Edelstahlbehälter mit Sediment entnommen, jeweils zweimal eine kreisförmige Ausstechform (Durchmesser: 3.2 cm) in das Sediment gedrückt und der innere Teil mit einem Löffelspatel entnommen und in ein 50 mL Zentrifugenröhrchen gegeben. Die Proben wurden bei -32 °C gelagert. Zur Extraktion wurden 25 mL Acetonitril zur Probe hinzu gegeben und die Suspension für 15 min in ein Ultraschallbad gestellt, 30 min geschüttelt (450 rpm) und erneut für 15 min in ein Ultraschallbad gestellt. Anschließend wurde die Probe zentrifugiert (2000 g, 30 min) und vom Überstand ein Aliquot von 10 mL entnommen. Nach der Extraktion wurde so verfahren, wie im vorherigen Abschnitt beschrieben. Beim Sediment lag absolute Nachweisgrenze für Ivermectin bei 1 ng/g (Trockenmasse). Die Ivermectin-Konzentration im Sediment wurde in allen FGMÖ an Tag 1, 2, 12 und 76 ermittelt.

Die Rückstandanalytik wurde von Manuel Wohde vom Institut für Bodenkunde und Boden-erhaltung an der Justus-Liebig-Universität in Gießen durchgeführt.

Teil A

-

Die Entwicklung der
Fließgewässersmodellökosysteme

A.1 Erster Testdurchlauf mit Prototyp A mit Pumpenantrieb

A.1 Einleitung

In Teil A der Arbeit sollte eine Freilandanlage mit geschlossenen FGMÖ entwickelt werden, die den Anforderungen an ein Mesokosmos-Testsystem für eine aussagekräftige Umweltrisikobewertung von Insektiziden erfüllt (EFSA 2013). Als ökologische Bezugsgrößen bei der Entwicklung der FGMÖ dienten die charakteristischen Grundmerkmale eines beschatteten, kleinen Fließgewässers in einer Agrarlandschaft, wie sie in der Einleitung im Abschnitt „Referenzgewässer“ beschrieben wurden. Für die Beurteilung der statistische Stärken wurde das „minimale“ Versuchsdesign im Leitfaden der EFSA mit fünf Kontroll-Replikaten und fünf duplizierten Testkonzentrationen angenommen (EFSA 2013). Unter den Taxa mit ausreichender statistischer Stärke sollten Populationen der Schlüsseltaxa Ephemeroptera, Plecoptera und Trichoptera (EPT-Taxa) und die Gattung *Gammarus* vertreten sein. Bei der Größe der FGMÖ wurde ein Mittelweg eingeschlagen, die optionalen Wassertiefen orientierten sich am FOCUS-Szenario für Fließgewässer. Die FGMÖ wurden auf der Außenanlage des IfG errichtet, damit sie den natürlichen Witterungsbedingungen im Freiland ausgesetzt sind.

Als Baumaterial für die Becken wurde Edelstahl verwendet, weil es chemisch weitestgehend inert, formbar, stabil und wetterbeständig ist. Um die Problematik der Entsorgung des toxischen Abwassers bei ökotoxikologischen Untersuchungen mit offenen FGMÖ zu umgehen, wurde ein geschlossenes Kreislaufsystem als Bautyp gewählt. In Vorversuchen wurden zudem Methoden zur Besiedlung der FGMÖ und zur Probenentnahme entwickelt.

Dieser Testdurchlauf diente der Überprüfung, ob mit dem gewählten Ansatz (1) repräsentative abiotische Bedingungen hergestellt und (2) eine für Bäche in Agrarlandschaften charakteristische Biozönose inklusive sensibler Arten etabliert, über mehrere Wochen erhalten und zuverlässig analysiert werden kann. Dafür wurden die Organismengruppen Algen, Zooplankton und Makroinvertebraten betrachtet sowie die Variabilität zwischen den FGMÖ-Replikaten bestimmt, um die statistische Stärke abzuschätzen.

A.1 Ergebnisse

Abiotische Parameter

Der mittlere Orthophosphat-Gehalt des Wassers in den FGMÖ entsprach 0.3 mg/L (CV: 27%), der mittlere Ammonium-Gehalt 0.018 mg/L (CV: 29%), der Nitrat-Gehalt war <0.04 mg/L und die mittlere Wasserhärte lag bei 6.2°dH (CV: 11%). Der mittlere pH des Wassers hatte Werte von 7.9-8.2, der mittlere Sauerstoff-Gehalt von 9.2 mg/L (100%) bis 9.9 mg/L (116%) und die mittlere elektrische Leitfähigkeit von 273 -286 µS/cm, während die mittlere Wassertemperatur zwischen 17.8°C und 22.5°C schwankte (Tab 14). Die durchschnittlichen Variationskoeffizienten (=ACVs, pH-Wert: 0.9%, Sauerstoffgehalt: 2.4%, elektrische Leitfähigkeit: 3.6%; Temperatur: 0.8%) verdeutlichten eine sehr geringe Varianz der physikochemischen Parameter zwischen den FGMÖ-Replikaten. Die MDD-Werte für die physikochemischen Wasserparameter waren ≤6.5% (Tab 14). Die aus der Leistung der Pumpen berechnete theoretische mittlere Fließgeschwindigkeit für den gesamten Wasserkörper war mit 0.005 m/s sehr klein. Die gemessene mittlere Fließgeschwindigkeit in der Mitte der Fließstrecke

hinter den Pumpen entsprach ca. 0.05 m/s. Der mittlere Wasserstand in den FGMÖ nahm von der ersten Versuchswoche (42 cm) bis zur letzten Versuchswoche (33 cm) um 21.4% ab.

Tab 14: Testdurchlauf I. Die physikochemischen Wasserparameter: Mittelwerte der vier FGMÖ und die dazugehörigen Minimum Detectable Differences in Klammern.

Physikalische Parameter	Tage nach Studienbeginn			
	6	13	20	27
Leitfähigkeit [$\mu\text{S}/\text{cm}$]	273 (6.0)	285 (5.5)	273 (6.1)	286 (6.5)
ph-Wert	7.9 (0.7)	8.3 (2.1)	8.3 (2.3)	8.2 (1.0)
Sauerstoffgehalt [mg/L]	9.2 (2.1)	9.6 (5.9)	9.8 (5.1)	9.9 (2.6)
Temperatur [$^{\circ}\text{C}$]	17.8 (1.2)	21.4 (1.3)	19.5 (2.0)	22.5 (1.1)

Makrozoobenthos

Charakterisierung der Makrozoobenthos-Gemeinschaft

Im Makrozoobenthos wurden insgesamt 32 verschiedene Taxa aus 14 Ordnungen identifiziert, die den fünf Klassen Insecta (22 Taxa, mit 13 EPT-Taxa), Clitellata, Gastropoda, Crustacea (jeweils 3 Taxa) und Bivalvia (1 Taxon) angehörten (eine Auflistung aller Taxa findet sich in Anhang F). In mehr als drei Vierteln der Proben vorhanden waren 20 Taxa, vier Taxa waren Einzelfunde. Die Anzahl der Taxa pro Probenentnahme war über den gesamten Versuchszeitraum konstant (Mittelwert: 19, ACV 11%) während der Shannon-Index (1.68, ACV: 10%) und die Artgleichheit (0.64, ACV: 10%) jeweils signifikant abnahmen (lineare Regression, $p=0.03$ und $p=0.01$) (Abb. 12). Die mittlere Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme war 4 (ACV: 38%)

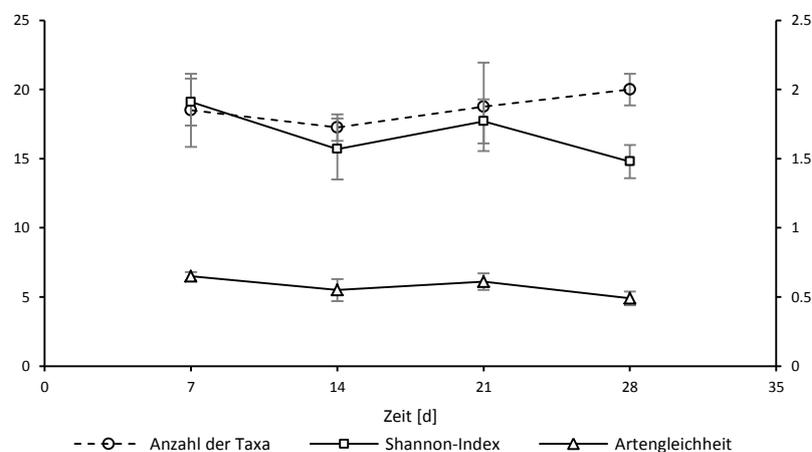


Abb. 12: Testdurchlauf I. Makrozoobenthos: Diversität. Anzahl der Arten (linke Achse) sowie Shannon-Index und Artgleichheit (rechte Achse). Angezeigt sind die Mittelwerte und Standardabweichungen der vier FGMÖ-Replikate.

Dominiert wurde das Makrozoobenthos von Arthropoden, allen voran von der Wasserassel *Asellus aquaticus* (Isopoda) mit einem Anteil von 39% an der Gesamtabundanz und den Zuckmücken der Unterfamilie Chironominae (34%) (siehe Anhang F). Alle übrigen Taxa hatten jeweils einen geringeren Anteil als 5%. Die Gesamtabundanz (Mittelwert: 357 Ind/Probe, ACV: 18%) des Makrozoobenthos war über die ersten drei Wochen relativ konstant und nahm in der letzten Woche zu (Abb. 13). Die mittlere Abundanz der dominanten Ordnungen Isopoda und Diptera war 141 und 131 Ind/Probe

(ACV: jeweils 29%). Von den EPT-Taxa und den Amphipoden wurden im Mittel 22 (ACV: 51%) bzw. 23 Ind/Probe (ACV: 73%) gefunden.

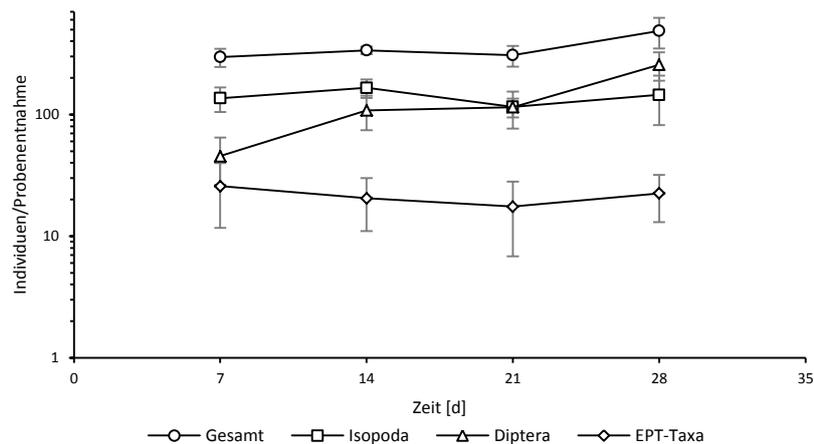


Abb. 13: Testdurchlauf I: Gesamtabundanz des Makrozoobenthos und Abundanz ausgewählter Taxa. Angegeben sind die jeweiligen Mittelwerte und Standardabweichungen der vier FGMÖ-Replikate.

Variabilität und statistische Stärke des Makrozoobenthos

Sowohl der Steinhaus-Koeffizient als auch der Stander-Koeffizient zeigten eine sehr große Ähnlichkeit der Makrozoobenthos-Gemeinschaften in den Replikaten über den gesamten Versuchszeitraum an. Der Steinhaus-Koeffizient schwankte um den Wert 0.8 (0.73-0.75) und der Stander-Koeffizient war an jedem Probenentnahmetag ≥ 0.95 (Tab 15). In einer RDA mit der Zeit als erklärende Umweltvariable und den FGMÖ-Replikaten als Kovariable wurden 34% der Gesamtvariabilität im Makrozoobenthos-Datensatz mit der Zeit erklärt und 20% mit den Unterschieden zwischen den Replikaten.

Tab 15: Testdurchlauf I. Makrozoobenthos: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013). Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. (2014) erfüllten: Viermal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Ursprünglich werden fünfmal <100% gefordert, da aber insgesamt nur vier Probenentnahmen erfolgten, wurde dieses Kriterium angepasst. Nur Taxa der Kategorie 1 sind aufgelistet. Eine vollständige Taxaliste mit den entsprechenden MDDs findet sich in Anhang H.

Makrozoobenthos	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	7	14	21	28	<100%	<90%	<70%	<50%	
Amphipoda									
<i>Gammarus pulex</i>	64.8	63.9	83.9	73.6	4	4	2	0	✓
Diptera									
Chironominae Gen. sp.	56.3	34.8	28.9	36.7	4	4	4	3	✓
Orthoclaadiinae Gen. sp.	65.7	64.2	27.7	38.8	4	4	4	2	✓
Ephemeroptera									
<i>Habrophlebia fusca</i>	38.7	46.1	150.5	154.3	2	2	2	2	✓
Hirudinea									
<i>Erpobdella octoculata</i>	56.7	79.1	76.3	83.7	4	4	1	0	✓
<i>Helobdella stagnalis</i>	84.7	66.2	55.1	72.1	4	4	2	0	✓
Isopoda									
<i>Asellus aquaticus</i>	32.9	26.2	40.2	54.5	4	4	4	3	✓
Oligochaeta									
Oligochaeta Gen. sp.	63.8	64.3	91.3	32.0	4	3	3	1	✓
Pulmonata									
<i>Bathymphalus contortus</i>	65.5	66.7	33.3	110.3	3	3	3	1	✓
Trichoptera									
Trichoptera Gen. sp.	90.2	72.5	80.4	38.4	4	3	1	1	✓
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:									10

Bei 13 Taxa war die MDD an mindestens zwei aufeinanderfolgenden Probenentnahmetagen <100% (siehe Anhang H). Zehn Taxa aus acht Ordnungen entsprachen den Vorgaben für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) (Tab 15). Davon gehörten sechs zu den Arthropoden, inklusive *Gammarus pulex*, der Eintagsfliege *Habrophlebia fusca* und der Köcherfliegen (Trichoptera) auf Ordnungsebene. Aber kein Taxon aus der Ordnung der Steinfliegen (Plecoptera) erfüllte die Kriterien für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014).

Emergierte Insekten

Charakterisierung der Gemeinschaft der emergierten Insekten

In den Emergenzfallen wurden 21 Insektentaxa identifiziert: neun Dipteren, sieben Trichopteren und fünf Ephemeropteren (siehe Anhang F). Den mit Abstand größten Anteil (98%) an der Abundanz hatten die Dipteren. Über 90% gehörten zur Zuckmücken-Unterfamilie Chironominae, jeweils 2% zu den Simuliidae und den Tanypodinae, die übrigen Taxa hatten einen Anteil von weniger als 1% (siehe Anhang F). Mit *Anopheles* und *Culex* wurden typische Bewohner stehender Gewässer gefunden.

Die Anzahl der emergierten Insekten versechsfachte sich fast von 65 (CV: 11%) bei der ersten Probenentnahme auf 328 (CV: 29%) bei der letzten. Diese Zunahme war durch den saisonalen Entwicklungszyklus der merolimnischen Insekten und die günstige Witterung in der zweiten Versuchshälfte (Ende Juli) bedingt und lag zum größten Teil an der ansteigenden Schlupfrate der Chironominae (mittlere Abundanz: 204 Ind/Probe; ACV 18%). Die Abundanz der Ephemeroptera und Trichoptera war mit 4.3 Ind/Probe (ACV: 63%) deutlich geringer.

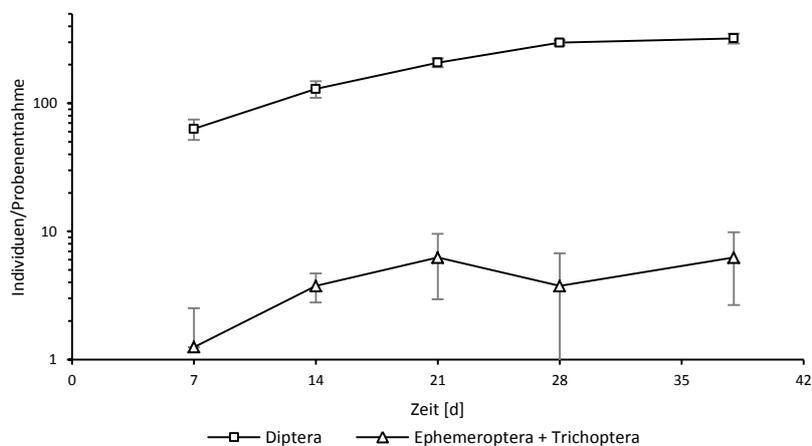


Abb. 14: Testdurchlauf I: Abundanz der emergierten Diptera sowie Ephemeroptera und Trichoptera. Angegeben sind die jeweiligen Mittelwerte und Standardabweichungen der vier FGMÖ-Replikate.

Statistische Stärke der emergierten Insekten

Bei vier Taxa (jeweils zwei Ephemeropteren und Dipteren) der emergierten Insekten war die MDD an mindestens zwei aufeinander folgenden Probenentnahmetagen <100%. Unter die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) fielen davon zwei Taxa: Tanypodinae und Chironominae (Tab 16).

Tab 16: Testdurchlauf I. Emergierte Insekten: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013). Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. (2014) erfüllten: fünfmal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Nur Taxa der Kategorie 1 sind aufgelistet. Eine vollständige Taxaliste mit den entsprechenden MDDs findet sich in Anhang I.

Emergierende Insekten	Tage nach Studienbeginn					Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	7	14	21	28	38	<100%	<90%	<70%	<50%	
Diptera										
Chironominae Gen. sp.	26.7	20.3	13.0	7.9	8.6	5	5	5	5	✓
Tanypodinae Gen. sp.	222.9	72.6	72.3	52.1	53.1	4	4	2	0	✓
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:										2

Zooplankton

In den Zooplanktonproben wurden lediglich zwölf unterschiedliche Taxa aus zwei Klassen (Crustacea und Rotatoria) bestimmt. Fünf Taxa gehörten zur Ordnung der Cladocera, drei zu den Copepoda und vier zu den Monogononta (Anhang F). Die Individuendichte aller Taxa war äußerst gering: bei den beiden dominanten Taxa (*Simocephalus vetulus* und Cyclopidae) war sie kleiner als ein Individuum pro zwei Liter, bei den übrigen kleiner als ein Individuum pro zehn Liter. Außerdem handelte es sich bei der Hälfte der Taxa um Einzelfunde. Auch die mittlere Gesamtabundanz des Zooplanktons war mit <1.5 Ind/L in den ersten drei Versuchswochen und <3 Ind/L in der letzten Versuchswoche gering. Nur die Gesamtabundanz der Zooplanktongesellschaft und eine Ordnung (Copepoda) erfüllten die Vorgaben für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014), aber keine Population auf einem taxonomischen Level unterhalb der Ordnungsebene (siehe Anhang L).

Suspendierte Algen

Die mittlere Menge an photoaktiven Pigmenten (PAP) der suspendierten Algen in den FGMÖ war mit 11 µg/L bzw. 3 µg/L am Anfang und Ende des Versuchs am geringsten und erreichte mit 27 µg/L (CV: 16%) an Tag 13 ihren Höhepunkt. Für diese Dynamik war die dominante Farbklasse Chlorophyta verantwortlich, der mehr als drei Viertel der PAP zugeordnet wurden. Bacillariophyta hatten einen Anteil von 17% und Cyanobacteria von 6%. Der Anteil der Farbklasse Cryptophyta war mit <0.1% vernachlässigbar. Drei der vier Farbklassen entsprachen bei den suspendierten Algen den Vorgaben der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) (Tab 17), mit der Ausnahme Cryptophyta.

Tab 17: Testdurchlauf I. Suspendierte Algen: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013). Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. (2014) erfüllten: Viermal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Ursprünglich werden fünfmal <100% gefordert, da aber insgesamt nur vier Probenentnahmen erfolgten, wurde dieses Kriterium angepasst.

Suspendierte Algen	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check	
	7	14	21	28	<100%	<90%	<70%	<50%		
Gesamtabundanz	75.6	62.7	63.1	50.1	4	4	3	0	✓	
Farbklasse										
Bacillariophyta	95.7	65.0	48.1	62.5	4	3	3	1	✓	
Chlorophyta	69.4	62.3	70.3	48.5	4	4	3	1	✓	
Cryptophyta	327.6			192.9	0	0	0	0	✗	
Cyanobacteria	85.4	75.5	29.0	71.3	4	4	1	1	✓	
Anzahl der Farbklassen, die das MDD-Kriterium erfüllen:										3

Periphyton

Im Gegensatz zu den suspendierten Algen nahmen die PAP im Periphyton kontinuierlich zu, von 4 µg/dm² in der ersten Woche auf 21 µg/dm² in der letzten. Den höchsten Anteil am Periphyton hatte die Farbklasse Chlorophyceae (62%), gefolgt von den beiden Farbklassen Bacillariophyta (19%) und Cyanobacteria (18%). Wie bei den suspendierten Algen gehörten auch beim Periphyton die Farbklassen Chlorophyta, Bacillariophyta und Cyanobacteria zur MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) (Tab 18).

Tab 18: Testdurchlauf I. Periphyton: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA (2013). Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. (2014) erfüllten: Viermal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Ursprünglich werden fünfmal <100% gefordert, da aber insgesamt nur vier Probenentnahmen erfolgten, wurde dieses Kriterium angepasst.

Periphyton	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	6	13	20	27	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	75.4	40.5	38.4	57.3	4	4	3	2	✓
Farbklasse									
Bacillariophyta	71.4	51.0	40.1	55.3	4	4	3	1	✓
Chlorophyta	79.0	44.7	41.4	56.0	4	4	3	2	✓
Cryptophyta	152.9			177.8	0	0	0	0	✗
Cyanobacteria	174.0	15.7	35.0	66.5	3	3	3	2	✓
Anzahl der Farbklassen, die das MDD-Kriterium erfüllen:									3

A.1 Diskussion

Abiotische Parameter

Die physikochemischen Wasserparameter sind für FGMÖ in der Risikobewertung von Chemikalien von grundlegender Bedeutung, nicht nur weil sie die Lebensbedingungen der Testorganismen, sondern auch das Umweltverhalten und die Auswirkungen der Testsubstanz beeinflussen (MAYER & ELLERSIECK 1986). Deshalb ist es entscheidend, dass sie die Bedingungen in natürlichen Fließgewässern möglichst exakt wiedergeben, um eine gute Übertragbarkeit der Beobachtungen aus Versuchen mit den FGMÖ auf das Freiland zu ermöglichen. Der chemischen Gewässerklassifikation der LAWA (Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser) folgend (UBA 2014), zeugten die in den FGMÖ gemessenen Nährstoffgehalte insgesamt von einer für Fließgewässer guten Wasserqualität. Zudem hatten die physikochemischen Wasserparameter der FGMÖ Werte, die üblicherweise auch in den Gewässern, aus denen die Organismen für die FGMÖ stammten, gemessen werden (HLUG 2015). Eine Ausnahme waren lediglich der pH-Wert des Wassers und die Wassertemperatur, die in den FGMÖ jeweils statistisch signifikant höher waren als in den Gewässern, aus denen die Organismen für die FGMÖ entnommen wurden (im Versuchszeitraum Juni/Juli) (HLUG 2015).

Die pH-Werte des Wassers in den FGMÖ waren zwar noch unterhalb der Grenze (pH>9), die für Makroinvertebraten als schädlich gilt (HUSSAIN & PANDIT 2012). Trotzdem sind die pH-Werte bei ökotoxikologischen Untersuchungen zu beachten, da der pH-Wert einen erheblichen Einfluss auf das Umweltverhalten der meisten Substanzen einschließlich PSM hat (FENT 2013). Der Abbau durch Hydrolyse erfolgt bei vielen Insektiziden wie Pyrethroiden, Organophosphaten und Carbamaten fast ausschließlich im alkalischen Milieu (RAGNARSOTTIR 2000; MACKAY et al. 2006; MAUND et al. 2012). Bei

einem pH-Wert von 9 sind beispielsweise die hydrolytischen Abbauraten einiger Pyrethroide bis um den Faktor 100 größer als bei einem neutralem pH-Wert (STANGROOM et al. 2000). Bei einer durch schnelleren Abbau herabgesetzten Expositionsdauer der Testsubstanz könnte eine schnellere Erholung der Biozönose erfolgen und Langzeitriskien der Testsubstanz unterschätzt werden.

Die Wassertemperatur beeinflusst ebenfalls das Umweltverhalten einer Chemikalie (z.B. Wasserlöslichkeit, Diffusion und Adsorption) und ihre Toxizität (CAIRNS et al. 1975; GORDON 2005; MACKAY et al. 2006). Insbesondere bei ektothermen Wasserorganismen führt eine Erhöhung der Wassertemperatur zu einer gesteigerten Stoffwechselrate, die einerseits zu einer verstärkten Schadstoffaufnahme aber andererseits auch zu einer erhöhten Metabolisierung des Schadstoffs führen kann (MAYER & ELLERSIECK 1986; FENT 2013). Es gibt keine allgemeingültige Regel, wie sich die Temperatur auf die Toxizität einer Substanz auswirkt (MAYER & ELLERSIECK 1986). Bei den meisten Umweltchemikalien (z.B. bei Schwermetallen) ist zwar eine Zunahme der Toxizität mit der Temperatur zu beobachten (CAIRNS et al. 1975; MCLUSKY et al. 1986; HEUGENS et al. 2001), es gibt aber auch Ausnahmen. So haben z.B. Pyrethroide bei niedrigeren Wassertemperaturen einen stärkeren Effekte auf aquatische Organismen (HARWOOD et al. 2009). WESTON et al. (2009) haben gezeigt, dass sich die Empfindlichkeit des Amphipoden *Hyalella azteca* gegenüber Pyrethroiden verdoppelt, wenn die Wassertemperatur von 23°C auf 18°C abgesenkt wird. Eine erhöhte Wassertemperatur kann darüber hinaus als zusätzlicher Stressor das Erholungspotential von Populationen und Organismengemeinschaften nach einer Schadstoffexposition reduzieren (MOE et al. 2013). Demzufolge kann die erhöhte Wassertemperatur in den FGMÖ sowohl die Effektschwelle als auch die Erholung der Biozönose beeinflussen, beides entscheidende Faktoren in der Risikobewertung von PSM (EFSA 2013). Beträchtliche Ungenauigkeiten bei der Übertragung der beobachteten Effekte auf die natürliche Situation im Freiland könnten die Folge sein. Aus diesem Grund sollte für zukünftige Versuche mit den FGMÖ eine Annäherung der Wassertemperatur an die natürlichen Bedingungen eines Baches in Agrarlandschaften angestrebt werden.

Die Strömungsverhältnisse in den FGMÖ entsprachen mit ihren geringen Fließgeschwindigkeiten erwartungsgemäß nicht den typischen Verhältnissen in kleinen Fließgewässern in Agrarlandschaften (WOGRAM 2010). Die Übergangslösung mit einer horizontalen Pumpe zur Strömungserzeugung muss im Laufe der Entwicklung der Testsysteme durch ein leistungsfähigeres System abgelöst werden, um realitätsnähere Bedingungen in den FGMÖ nachstellen zu können. Außerdem war der Wasserverlust (21.4%) in den FGMÖ durch Verdunstung außerhalb des Toleranzbereichs der entsprechenden OECD-Richtlinie für Experimente mit in Modellökosystemen. Dort wird gefordert, dass der Wasserstand über den Versuchszeitraum auf einem möglichst konstanten Level gehalten werden und nicht mehr als 20% vom Anfangswert abweichen soll (OECD 2006). Um dieses Vorgabe einzuhalten, sollten für kommende Versuche mit den FGMÖ Maßnahmen zur Reduzierung des Wasserverlusts durch Verdunstung (z.B. Beschattung) ergriffen werden.

Makrozoobenthos

Für eine adäquate Umweltrisikobewertung von Chemikalien mit Modelökosystemen sind eine repräsentative Artengemeinschaft und die Präsenz von sensitiven Arten essentielle Voraussetzungen (EFSA 2013). In den FGMÖ waren die wichtigsten Ordnungen vorhanden, die als typisch für kleine Fließgewässer mit landwirtschaftlich genutzten Flächen in ihrem Einzugsgebiet gelten (WOGRAM 2010). Wie in den natürlichen Fließgewässern wurde sowohl die Diversität als auch die Abundanz des Makrozoobenthos in den FGMÖ von Arthropoden dominiert. Die Diversität des Makrozoobenthos

(Shannon-Index, Artengleichheit) war in den FGMÖ allerdings signifikant (t-Test, $p < 0.05$) geringer als im Gleenbach (DÖREN 2008). Außerdem nahm sie über den Versuchszeitraum von vier Wochen signifikant ab. Der Erhalt der Biodiversität ist ein elementares Ziel der prospektiven Risikobewertung von PSM (EU 2009; EFSA 2013) und für Mesokosmos-Studien ist eine Versuchsdauer von mindestens acht Wochen vorgesehen, um Effekte unter anderem auf die Biodiversität und gegebenenfalls eine Erholung beobachten zu können (EFSA 2013). Deshalb sollte über diesen Zeitraum in den Kontrollen eine Artengemeinschaft mit einer Diversität vorhanden sein, die der Biodiversität des Gewässertyps, der simuliert werden soll, möglichst entspricht, um eine gute Übertragbarkeit der Ergebnisse aus der Mesokosmos-Studie auf das Freiland zu ermöglichen. Diese Vorgabe wurde im ersten Testdurchlauf nicht erfüllt.

Arthropoden werden als potentiell besonders sensitiv gegenüber Insektiziden angesehen (BROCK et al. 2000b; MALTBY et al. 2005; EFSA 2013). Die Gruppe der Arthropoden war in den FGMÖ mit fast genauso vielen Taxa (25) vertreten wie in den von WOGRAM (2010) beschriebenen Bächen (27) mit moderater landwirtschaftlicher Nutzung im Einzugsgebiet, aber deutlich weniger als im Gleenbach (45) (DÖREN 2008). Aufgrund ihrer Sensitivität gegenüber Insektiziden in Kombination mit ihrem geringen Erholungspotential (langer Generationszyklus und geringe Migration) wird die Vulnerabilität vieler EPT-Taxa gegenüber einer Insektizidbelastung besonders hoch eingeschätzt (RICO & VAN DEN BRINK 2015). Die Anzahl der EPT-Taxa (13) in den FGMÖ entsprach der mittleren Anzahl in den von WOGRAM (2010) untersuchten Bächen (13), war jedoch geringer als im Gleenbach (20) (DÖREN 2008).

Die Makrozoobenthos-Gesellschaften in den FGMÖ-Replikaten waren sich über den gesamten Versuchszeitraum sehr ähnlich. Auf der Populationsebene wären toxische Effekte einer Testsubstanz bei 13 Taxa prinzipiell statistisch erfassbar gewesen und zehn Taxa aus acht Ordnungen erfüllten die Kriterien für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014). Das heißt, bei diesen zehn Taxa wäre eine zuverlässige statistische Auswertung von potentiellen Effekten möglich gewesen. Mit ihnen wurde etwas mehr als die Hälfte der Ordnungen abgedeckt, die laut WOGRAM (2010) in der Risikobewertung für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften berücksichtigt werden sollten. Bei Mesokosmos-Studien für die Risikobewertung von PSM sollten laut EFSA die Populationen von mindestens acht sensitiven Taxa über eine ausreichende statistische Stärke verfügen, um potentielle toxische Effekte der Testsubstanz detektieren zu können (EFSA 2013). Aufgrund ihres für Makroinvertebraten unspezifischen Wirkmechanismus werden Fungizide als „generelle“ Biozide eingestuft und ein breites taxonomisches Spektrum an Makroinvertebraten gilt als potentiell sensitiv (MALTBY et al. 2009; EFSA 2013). Die 10 Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) genügten demzufolge für eine adäquate Effektbewertung von Fungiziden. Für eine statistisch belastbare Effektbewertung von Insektiziden reichte die statistische Stärke der FGMÖ dagegen nicht aus. Denn unter den 10 Taxa der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) waren nur sechs Arthropoden. Des Weiteren war die Gruppe der EPT-Taxa nur unvollständig in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) vertreten: Es fehlte ein Taxon aus der Ordnung der Steinfliegen und die Köcherfliegen entsprachen nur auf der Ordnungsebene den Kriterien der MDD-Kategorie 1.

Da die Diversität des Makrozoobenthos in einem natürlichen Fließgewässers nur unzureichend abgebildet wurde und die Anzahl der statistisch auswertbaren Populationen von sensitiven Taxa für eine zuverlässige Mesokosmos-Studie nicht ausreichte, waren die FGMÖ in der Variante des ersten Testdurchlaufs für eine präzise Risikobewertung von Insektiziden nur eingeschränkt geeignet. Mögliche Ursachen für die defizitäre Datenlage beim Makrozoobenthos könnten die erhöhten Wassertemperaturen oder die geringen Strömungsgeschwindigkeiten des Wassers gewesen sein (SPONSELLER et al. 2001; DEWSON et al. 2007). Besonders kalt stenotherme und rheophile Arten, zu

denen z.B. viele Plecopteren oder Trichopteren gehören (SCHMIDT-KLOIBER & HERING 2015), reagieren empfindlich auf Änderungen bei diesen Parametern (DOMISCH et al. 2011; DOHET et al. 2015). Außerdem wird die Abundanz, die Zusammensetzung und die Diversität des Makrozoobenthos stark von den Habitatstrukturen beeinflusst (BEISEL et al. 1998; BROOKS et al. 2005). Anpassungen des Substrats in den FGMÖ (z.B. höherer Anteil an Mesolithal oder mehr Makrophyten) könnte die Besiedlungsdichte und die Diversität von Makroinvertebraten positiv beeinflussen (REZENDE et al. 2014; WIECZOREK et al. 2016).

Emergierte Insekten

Mit den Emergenzfallen konnten relativ große Stichproben erfasst werden, obwohl sie weniger als 3% der Wasseroberfläche der FGMÖ abdeckten. Doch im Vergleich zum Makrozoobenthos zeichnete sich der Endpunkt emergierte Insekten durch eine wesentlich geringere statistische Stärke aus. Nur zwei Taxa gehörten der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) an. Dennoch ist die Auswertung der emergierten Insekten als Ergänzung zum Makrozoobenthos sinnvoll, um zu überprüfen, ob die merolimnischen Insekten in den für ihre Fortpflanzung entscheidenden Lebensabschnitt der flugfähigen Imagines übergehen oder nicht. Die Auswertung der Schlupfrate von merolimnischen Insektiziden ist z.B. bei Insektiziden, die den Prozess der Häutung stören, von Bedeutung (DHADIALLA et al. 1998; BROCK & VAN WIJNGAARDEN 2012; EFSA 2013).

Die Präsenz der Stechmücken, *Anopheles* und *Culex*, die eigentlich nur in stehenden Gewässern vorkommen (SCHMEDITJE & COLLING 1996; BISS et al. 2002), war ein weiterer Beleg dafür, dass die Strömungsverhältnisse in den FGMÖ nicht den Bedingungen von natürlichen Bächen entsprachen.

Zooplankton

Für die Ökologie von kleinen Fließgewässern spielen Zooplankton-Organismen keine entscheidende Rolle (SCHWOERBEL & BRENDLBERGER 2013). Dieser Testdurchlauf bestätigte, dass das Zooplankton auch in den FGMÖ (Kreislaufsysteme) nur eine Randerscheinung war. Die Präsenz, Abundanz und Diversität des Zooplanktons waren äußerst gering und eine statistisch belastbare Auswertung wäre nicht möglich gewesen. Aus diesem Grund wurde auf eine Analyse des Zooplanktons bei zukünftigen FGMÖ-Versuchen verzichtet.

Algen

Die Abundanz und Zusammensetzung der Algen in den FGMÖ entsprachen den Ausprägungen in natürlichen Fließgewässern. Der PAP-Gesamtgehalt lag sowohl bei den suspendierten Algen als auch beim Periphyton in dem Bereich, der für kleine Fließgewässer in der Nachbarschaft von Agrarflächen im Frühsommer typisch ist (5-35 µg/L bzw. 15-180 µg/dm²) (BREUER et al. 2016). Auch die Zusammensetzung der Farbklassen entsprach den Algengemeinschaften in natürlichen Bächen (BREUER et al. 2016). Eine statistisch zuverlässige Auswertung wäre für den PAP-Gesamtgehalt der suspendierten Algen und des Periphytons sowie jeweils für drei der vier Farbklassen möglich gewesen. Eine derartige Analyse der Algen ist für Mesokosmos-Experimente ausreichend, bei denen der Fokus auf der Auswertung von tierischen Organismen (z.B. bei der Effektbewertung von Insektiziden) liegt. Eine tiefergehende Betrachtung ist nur erforderlich, wenn primär Auswirkungen auf Algen (z.B. bei der Effektbewertung von Herbiziden) zu erwarten sind (EFSA 2013).

A.1 Fazit

Im ersten Testdurchlauf wurde gezeigt, dass sich der gewählte FGMÖ-Ansatz und die Methoden zur Versuchsdurchführung prinzipiell eignen, um die bei einer Mesokosmos-Studie mit Insektiziden erforderlichen Endpunkte zu erfassen. Innerhalb der Organismengruppe, auf der bei dieser Arbeit das Augenmerk liegt, beim Makrozoobenthos, wurden alle Ordnungen einschließlich besonders sensibler Taxa in den FGMÖ etabliert, die für Fließgewässer in Agrarlandschaften charakteristisch sind. Doch sowohl die Diversität als auch die statistische Stärke des Makrozoobenthos waren für eine zuverlässige Effektbewertung von Insektiziden nicht ausreichend und damit die FGMÖ für eine aussagekräftige Umweltrisikobewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung nur bedingt geeignet. Die Wassertemperatur, das Strömungsregime und das zur Besiedlung angebotene Substrat wurden als Hauptansatzpunkte zur Verbesserung der Datenlage beim Makrozoobenthos identifiziert.

A.2 Optimierung des Endpunkts Makrozoobenthos

A.2 Einleitung

Das zentrale Vorhaben des zweiten Testdurchlaufs war, sowohl die Diversität als auch die statistische Stärke des Makrozoobenthos gegenüber dem ersten Testdurchlauf zu erhöhen. Um diese Ziel zu erreichen, wurden mehr MZB-SK mit modifiziertem Substrat verwendet und Organismen von einem weiteren Standort an der Ohm eingesammelt. Außerdem wurden Maßnahmen ergriffen gegen eine zu starke Erwärmung des Wassers und zur Erhöhung der Fließgeschwindigkeiten. Im mehrwöchigen Testdurchlauf wurde analysiert, ob die abgewandelte Versuchsumsetzung die erforderlichen Anpassungen für einen Einsatz der FGMÖ im Rahmen einer aquatischen Risikobewertung von Insektiziden brachte, und gegebenenfalls weitere Ansatzpunkte zur Optimierung der Testsysteme für herauszuarbeiten.

A.2 Ergebnisse

Abiotische Parameter

Die mittlere Wassertemperatur (ACV: 1.1%) fiel in den ersten fünf Versuchswochen von 18.5°C auf 12.7°C und stieg in der letzte Woche wieder auf 14.5°C (Tab 19). Die mittlere Sauerstoffsättigung schwankte zwischen 109%-116%, was einem mittleren Sauerstoffgehalt von 10-11 mg/L (ACV: 3.0%) entsprach. Im Vergleich zum ersten Testdurchlauf war die Wassertemperatur signifikant niedriger und der Sauerstoffgehalt temperaturbedingt signifikant höher (t-Test, $p < 0.05$). Die mittleren pH-Werte des Wassers lagen im alkalischen Bereich (8.2-8.5, ACV: 1.1%) und die mittlere elektrische Leitfähigkeit des Wassers zwischen 262 und 290 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (ACV: 4.0%), ohne signifikante Unterschiede gegenüber dem ersten Testdurchlauf zu zeigen. Auf der Fließstrecke hinter den Pumpen wurde mit ca. 0.05 m/s die gleiche Strömungsgeschwindigkeit wie im ersten Testdurchlauf ermittelt, während die anhand der Leistung der Pumpen berechnete mittlere Fließgeschwindigkeit für den gesamten Wasserkörper mit 0.01 m/s doppelt so groß war. Die MDDs für die physikochemischen Parameter waren wie in ersten Testdurchlauf sehr klein ($\leq 7.3\%$) (Tab 19).

Tab 19: Testdurchlauf II. Die physikochemischen Wasserparameter: Mittelwerte der vier FGMÖ und die dazugehörigen Minimum Detectable Differences in Klammern.

Physikalische Parameter	Tage nach Studienbeginn					
	7	14	21	28	35	42
Leitfähigkeit [$\mu\text{S}/\text{cm}$]	290 (7.3)	273 (7.0)	273 (6.5)	266 (5.3)	261 (6.9)	264 (7.2)
pH-Wert	8.2 (1.3)	8.2 (2.4)	8.5 (2.0)	8.4 (2.6)	8.3 (1.1)	8.2 (2.0)
Sauerstoffgehalt [mg/L]	10.0 (5.2)	10.7 (6.5)	10.6 (5.2)	10.6 (5.8)	11.0 (3.5)	10.4 (4.1)
Temperatur [°C]	18.5 (1.3)	17.1 (2.3)	16.8 (0.5)	14.6 (3.0)	12.7 (2.8)	14.4 (0.7)

Makrozoobenthos

Charakterisierung der Makrozoobenthos-Gemeinschaft

Es wurden 47 verschiedene Taxa aus den gleichen fünf Klassen wie im ersten Testdurchlauf, Insecta (33 Taxa, mit 16 EPT-Taxa), Gastropoda (7), Clitellata (3), Crustacea (3) und Bivalvia (1), bestimmt (Anhang F). Insgesamt waren es 15 Taxa sowie elf Arthropoden- und drei EPT-Taxa mehr als im ersten Testdurchlauf. Die artenreichsten Ordnungen waren erneut Trichoptera (9 Taxa), Diptera (8) und Ephemeroptera (6), gefolgt von Pulmonata (4), Basommatophora, Coleoptera und Odonata (je 3). In mehr als 80% der Proben vorhanden waren 13 Taxa, neun wurden nur einmalig gefunden (Anhang F). Alle gemessenen Kenngrößen der Diversität, der Shannon-Index (Mittelwert: 1.99, ACV: 7.3%), die Artengleichheit (0.64, ACV: 5.9%), die Anzahl der Taxa (23, ACV: 13%) und die Anzahl der EPT-Taxa (5.3, ACV: 21%) pro Probenentnahme waren signifikant größer (t-Test, $p < 0.05$) als im ersten Testdurchlauf. Der Shannon-Index und die Artengleichheit nahmen erneut mit der Zeit signifikant ab (lineare Regression, $p < 0.01$), von 2.22 auf 1.80 bzw. von 0.70 auf 0.58 (Abb. 15). Die Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme lag im Mittel bei 5 (ACV: 21%) und unterschied sich nicht statistisch signifikant vom ersten Testdurchlauf (t-Test, $p > 0.05$).

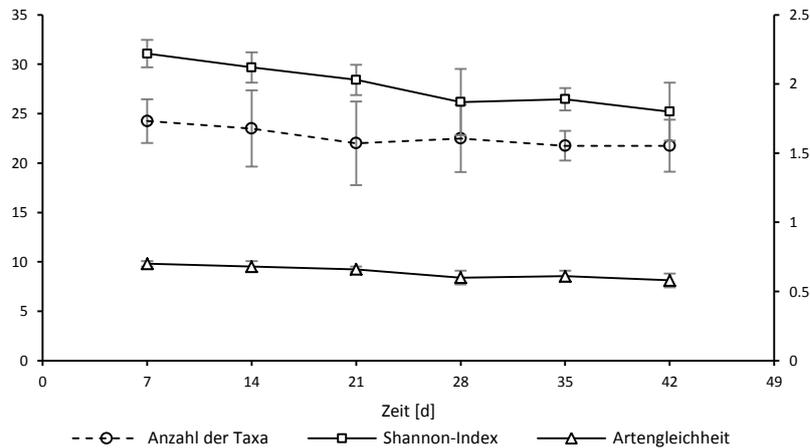


Abb. 15: Testdurchlauf II. Makrozoobenthos: Diversität. Anzahl der Arten (linke Achse) sowie Shannon-Index und Artengleichheit (rechte Achse). Angezeigt sind die Mittelwerte und Standardabweichungen der vier FGMÖ-Replikate.

In Bezug auf die Abundanz waren wie im ersten Testdurchlauf Isopoda (42%) und Diptera (19%) die wichtigsten Ordnungen. Im Gegensatz zum ersten Testdurchlauf hatten jedoch weitere Ordnungen einen Anteil $> 5\%$, nämlich Hirudinea (12%), Amphipoda (12%) und Trichoptera (8%) (Anhang F). Die dominanteste Art war wieder die Wasserassel *Asellus aquaticus* (42%). Die Zuckmücken-Unterfamilie Chironomini, der Egel *Erpobdella octulata*, der Flohkrebs *Gammarus roesili* und die Köcherfliegen-Unterfamilie Limniphilini hatten einen Anteil von 12%, 10%, 9% und 5%. (Anhang F).

Die durchschnittliche Gesamtabundanz des Makrozoobenthos war 479 Ind/Probe (ACV: 17%). Von Beginn des Versuchs nahm sie von 582 (CV: 33%) auf 377 Ind/Probe (CV: 12%) am Versuchsende ab (Abb. 16). Diese Entwicklung hing mit dem Rückgang der Diptera (mittlere Abundanz: 92 Ind/Probe, ACV: 29%) und Amphipoda (59 Ind/Probe, ACV: 93%) zusammen. Die mittlere Abundanz der Isopoda war 203 Ind/Probe (ACV: 23%), die der EPT-Taxa 52 Ind/Probe (ACV: 21%). Die Gesamtabundanz des Makrozoobenthos und die Abundanz der Amphipoda, Isopoda und EPT-Taxa waren signifikant höher als im ersten Testdurchlauf (t-Test, $p < 0.05$).

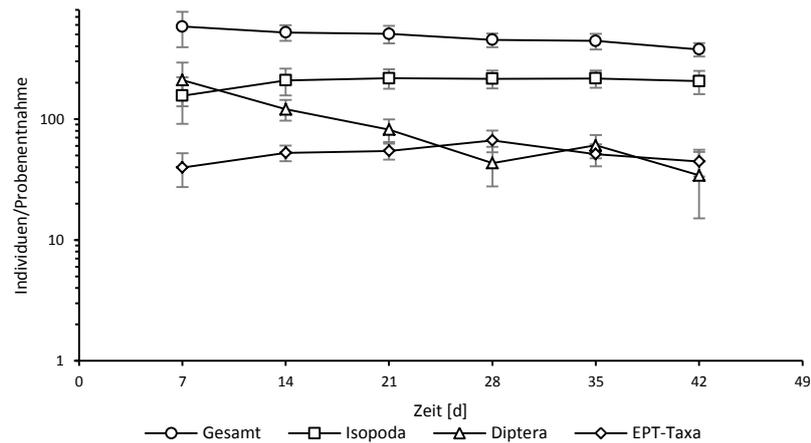


Abb. 16: Testdurchlauf II: Gesamtabundanz des Makrozoobenthos und Abundanz ausgewählter Taxa. Angegeben sind die jeweiligen Mittelwerte und Standardabweichungen der vier FGMÖ-Replikate.

Variabilität und statistische Stärke des Makrozoobenthos

Die hohen Werte des Stander- (0.88-0.98) und Steinhaus-Koeffizienten (0.69-0.80) zeigten, dass sich die Makrozoobenthos-Gemeinschaften der FGMÖ-Replikate auch in diesem Testdurchlauf nur geringfügig unterschieden. Gegenüber dem ersten Testdurchlauf waren weder beim Stander- noch beim Steinhaus-Koeffizienten statistisch signifikante Unterschiede festzustellen (t-Test, $p > 0.05$). Eine RDA verdeutlichte, dass 45.2% der Variabilität des Makrozoobenthos-Datensatzes auf die zeitliche Entwicklung und 15.7% auf die Unterschiede zwischen den Replikaten zurückzuführen waren. Im Streudiagramm der PCA waren die Aufnahmewerte der Proben, die mit zwei Wochen Abstand genommen wurden, eindeutig in unterschiedliche Gruppierungen geteilt (Abb. 17).

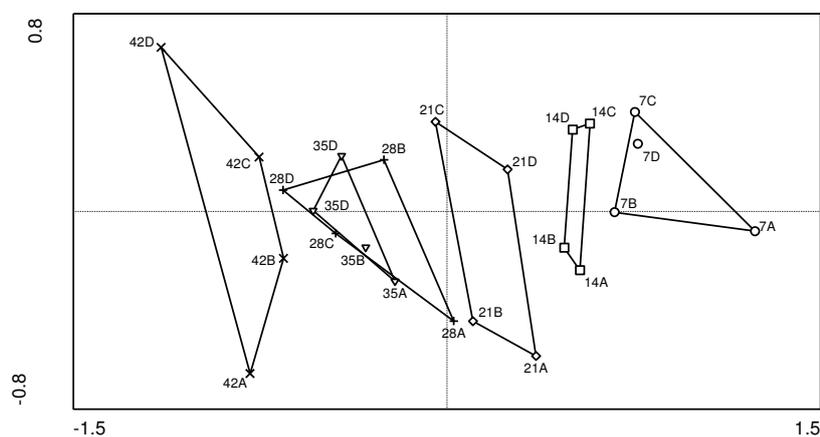


Abb. 17: Testdurchlauf II: Makrozoobenthos: Streudiagramm der Aufnahmewerte PCA. Proben, die am gleichen Tag genommen wurden, sind mit denselben Symbolen versehen. Die Zahl gibt den Tag an und der Buchstabe das Replikat.

An mindestens zwei aufeinanderfolgenden Probenentnahmetagen waren die MDDs von 17 Taxa des Makrozoobenthos $< 100\%$ (Anhang H). Im Einklang mit den Anforderungen für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) waren 16 Taxa (Tab 20), drei mehr als im ersten Testdurchlauf. Von den 16

Taxa gehörten jeweils vier zu den Diptera und Trichoptera, jeweils zwei zu den Amphipoda und Hirudinea und jeweils ein Taxon zu den Ephemeroptera, Megaloptera, Isopoda und Odonata. Damit waren wieder Taxa von acht der vorgefundenen 15 Ordnungen in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) vertreten. Im Gegensatz zum ersten Testdurchlauf waren keine Taxa aus den Ordnungen Oligochaeta und Pulmonata darunter, aber Megaloptera und Odonata. In diesem Testdurchlauf waren 14 der 16 Taxa in der MDD-Kategorie 1 Arthropoden und damit sieben mehr als im ersten Testdurchlauf. Von den EPT-Taxa wurden zwei Ordnungen durch Taxa in der MDD-Kategorie 1 abgedeckt, ein Taxon aus der Ordnung Plecoptera fehlte allerdings erneut.

Tab 20: Testdurchlauf II. Makrozoobenthos: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013. Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 erfüllten: fünfmal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Nur Taxa der Kategorie 1 sind aufgelistet. Eine vollständige Taxaliste mit den entsprechenden MDDs findet sich in Anhang H.

Makrozoobenthos	Tage nach Studienbeginn						Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	7	14	21	28	35	42	<100%	<90%	<70%	<50%	
Amphipoda											
<i>Gammarus pulex</i>	66.3	48.8	71.6	76.7	88.5	105.2	5	5	2	1	✓
<i>Gammarus roeseli</i>	76.5	82.9	81.8	87.7	81.5	81.2	6	6	0	0	✓
Diptera											
Chironomini Gen. sp.	47.5	31.5	62.7	49.1	30.0	72.3	6	6	5	4	✓
Orthoclaadiinae Gen. sp.	48.1	90.9	85.2	38.8	49.4	33.3	6	5	4	4	✓
<i>Prodiamesa olivacea</i>	55.0	75.2	73.2	49.0	150.5	249.6	4	4	2	1	✓
Tanytarsini Gen. sp.	63.1	71.4	54.7	77.7	60.7	108.7	5	5	3	0	✓
Ephemeroptera											
<i>Ephemerella danica</i>	68.6	69.8	43.4	55.3	48.4	44.7	6	6	6	3	✓
Hirudinea											
<i>Erpobdella octoculata</i>	27.4	37.1	43.6	26.3	27.7	13.6	6	6	6	6	✓
<i>Helobdella stagnalis</i>	47.0	43.8	59.8	34.2	44.4	34.2	6	6	6	5	✓
Isopoda											
<i>Asellus aquaticus</i>	50.3	33.0	26.1	25.9	25.0	31.6	6	6	6	5	✓
Megaloptera											
<i>Sialis lutaria</i>	110.2	53.9	40.0	110.9	76.9	78.0	4	4	2	1	✓
Odonata											
<i>Platycnemis pennipes</i>	114.0	93.9	82.9	94.5	59.2	65.0	5	3	2	0	✓
Trichoptera											
Chaetopterygini / Stenophylacini	78.7	42.9	81.8	74.1	57.5	35.0	6	6	3	2	✓
Limnephilini Gen. sp.	45.4	39.6	47.2	33.2	45.1	66.3	6	6	6	5	✓
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	38.7	105.0	110.9	63.5	16.2	63.9	4	4	4	2	✓
<i>Sericostoma personatum/flavicornis</i>	249.6	154.3	0.0	49.4	114.0	62.6	3	3	3	2	✓
Anzahl der Taxa, die das MDD-Kriterium erfüllen:											16

Emergierte Insekten

Die Auswertung der emergierten Insekten brachte ähnliche Ergebnisse wie im ersten Testdurchlauf. Es wurden 19 Taxa aus vier Ordnungen identifiziert statt 21 Taxa aus drei Ordnungen (Anhang F). Die emergierten Insekten wurden wieder von Dipteren dominiert, die meisten Individuen gehörten zur Zuckmücken-Unterfamilie Chironominae. Die mittlere Schlupfrate unterlag erneut starken saisonalen Schwankungen: Sie entsprach in der ersten Versuchswoche 206 Ind/Probe (CV: 41%) und in der letzten 38 Ind/Probe (CV: 18%). Die Kriterien für die MDD-Kategorie nach BROCK et al. (2014) erfüllte nur ein Taxon: die Zuckmücken-Unterfamilie Chironominae (Anhang I).

A.2 Diskussion

Abiotische Parameter

Die Wassertemperatur in den FGMÖ war in diesem Testdurchlauf ($15.7 \pm 2.0^\circ\text{C}$) signifikant kleiner als im ersten ($20.3 \pm 1.9^\circ\text{C}$) und statistisch nicht mehr zu unterscheiden von den Wassertemperaturen des Gleenbachs oder der Ohm in den Monaten August bis September. Infolgedessen wäre gegenüber den natürlichen Referenzbächen keine verfälschte Ökotoxizität einer Testsubstanz aufgrund von abweichenden Wassertemperaturen in den FGMÖ zu erwarten gewesen. Die geringere Temperatur des Wassers war hauptsächlich auf kühlere Witterungsverhältnisse zurückzuführen. Die durchschnittliche Lufttemperatur während des ersten Testdurchlaufs (Juni/Juli) entsprach 17.1°C und im Zeitraum des zweiten (August/September) 14.3°C . Außerdem war die Sonnenscheindauer während des ersten Testdurchlaufs deutlich länger (263 h gegenüber 173 h) (siehe Anhang A). Inwieweit die Maßnahmen gegen eine zu starke Erwärmung des Wassers in den FGMÖ bei den gleichen Witterungsbedingungen ausgereicht hätten, blieb offen. Der pH-Wert des Wassers war wie im ersten Testdurchlauf signifikant höher als in den Referenzbächen (HLUG 2015). Die Bedeutung des pH-Werts für die den hydrolytischen Abbau von organischen Chemikalien wurde bereits im Abschnitt A.1 Diskussion beschrieben.

Für die Fließgeschwindigkeiten galt trotz des Einsatzes einer zweiten Pumpe weiterhin, dass sie erheblich geringer waren als in Bächen in Agrarlandschaften (WOGRAM 2010). Die Strömung ist einer der prägenden Umweltparameter des Ökosystems Fließgewässer und eine unnatürliche Absenkung der Fließgeschwindigkeiten kann zu einschneidenden Veränderungen sowohl bei den abiotischen Verhältnissen als auch bei der Biozönose führen (DEWSON et al. 2007; HUSSAIN & PANDIT 2012). Deshalb bestand bei der Technik zur Erzeugung der Strömung auch nach den Anpassungen für den zweiten Testdurchlauf dringender Handlungsbedarf, um die Strömungsverhältnisse naturnäher simulieren zu können.

Makrozoobenthos

Bei der Zusammensetzung der Makrozoobenthos-Gemeinschaft war eine starke zeitliche Dynamik zu beobachten, wie sie für das Makrozoobenthos von kleinen Fließgewässern kennzeichnend ist (LINKE et al. 1999; SPORKA et al. 2006). Die Zusammensetzung der Makroinvertebraten in Fließgewässern ist einer starken saisonalen Veränderungen unterworfen, insbesondere im Frühjahr und Sommer, wenn die Emergenzraten der merolimnischen Insekten am höchsten sind (FÜREDER et al. 2005; SPORKA et al. 2006). Wie im ersten Testdurchlauf waren Isopoda und Diptera die dominierenden Ordnungen und Trichoptera die artenreichste. Die Summe der Arthropoden-Taxa war mit 36 deutlich höher als im ersten Testdurchlauf (25) und lag genau zwischen den von WOGRAM (2010) beschriebenen Bächen (27) und dem Gleenbach (45) (DÖREN 2008). Die Anzahl der EPT-Taxa, die häufig besonders empfindlich gegenüber Insektiziden (WOGRAM & LIESS 2001; RUBACH et al. 2010) und aufgrund ihrer Ökologie besonders anfällig für Langzeiteffekte sind (BEKETOV et al. 2008; RICO & VAN DEN BRINK 2015) war gegenüber des ersten Testdurchlaufs signifikant höher. Die Diversität des Makrozoobenthos war ebenfalls signifikant größer, ohne dass sich die Ähnlichkeit des Makrozoobenthos zwischen den FGMÖ-Replikaten verringerte (Tab 21). Durch die Steigerung der Diversität erreichten der Shannon-Index und die Artengleichheit das gleiche Niveau wie im Gleenbach (t-Test, $p > 0.05$). Damit konnte im zweiten Testdurchlauf das für die Risikobewertung von PSM elementare Schutzgut Biodiversität

(BROCK et al. 2006; EU 2009) den natürlichen Verhältnissen für den Zeitraum von sechs Wochen angepasst werden. Allerdings nahm die Diversität des Makrozoobenthos innerhalb der Versuchszeit wieder signifikant ab. Das hätte dazu führen können, dass sie nicht über den angestrebten Zeitraum von acht Wochen mit der natürlichen Diversität vergleichbar gewesen wäre.

Bei den Populationen von insgesamt 17 Taxa waren die MDDs an mindestens zwei aufeinander folgenden Probenentnahmetagen <100%. Das waren vier mehr als im ersten Testdurchlauf. Auch bei der Anzahl der Taxa, die sich für eine belastbare statistische Auswertung eigneten, war im Vergleich zum ersten Testdurchlauf eine Zunahme zu beobachten (Tab 21): Die Summe der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) stieg von 10 auf 16, die Anzahl der Arthropoden-Taxa wurde mehr als verdoppelt (von sechs auf 14). Aufgrund der gesteigerten statistischen Stärke wäre, den Vorgaben der EFSA folgend (EFSA 2013), die Anzahl der statistisch auswertbaren sensitiven Taxa nicht nur für eine zuverlässige Effektbewertung von Fungiziden, sondern auch von Insektiziden möglich gewesen. Eine Einschränkung war jedoch, dass unter den Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) wieder kein Taxon der Ordnung Plecoptera war und die EPT-Taxa damit nicht vollständig mit ausreichender statistischer Stärke hätten ausgewertet werden können. Vermutlich verhinderten die langsamen Fließgeschwindigkeiten in den FGMÖ ein höheres, für eine statistische Auswertung ausreichendes Vorkommen der Plecoptera, die häufig rheophil sind und deshalb nur in Habitaten mit entsprechenden Strömungsverhältnissen vorkommen (SCHMIDT-KLOIBER & HERING 2015).

Tab 21: Vergleich zwischen Testdurchlauf I und II. Makrozoobenthos: Gesamtabundanz, Diversität, Ähnlichkeitsmaße und Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014). Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede im t-Test an ($p < 0.05$). E = Ephemeroptera, P = Plecoptera, T = Trichoptera.

	I	II
	MW (Min-Max)	MW (Min-Max)
Diversität		
Anzahl der Taxa insgesamt	32	46
Anzahl der Taxa pro Probenentnahme	19^a (14-21)	23^b (18-27)
Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme	4^a (3-8)	5^b (3-8)
Shannon Index	1.68^a (1.31-2.04)	1.99^b (1.62-2.34)
Artengleichheit	0.58^a (0.46-0.68)	0.64^b (0.54-0.73)
Ähnlichkeitsmaße		
Stander	0.96^a (0.95-0.98)	0.95^a (0.88-0.98)
Steinhaus	0.76^a (0.73-0.81)	0.76^a (0.69-0.80)
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1		
Gesamt	10	16
Arthropoden	6	14
EPT-Taxa	E (1),T (1)	E (1),T(4)

A.2 Fazit

Die Veränderungen bei der Versuchsdurchführung gegenüber dem ersten Testdurchlauf brachten eine signifikante Zunahme in der Diversität und der statistischen Stärke des Makrozoobenthos. Als

Konsequenz entsprachen beide Parameter über den Zeitraum von sechs Wochen den Vorgaben für eine Effektbewertung von Insektiziden. Die signifikante Abnahme der Diversität mit der Versuchszeit und die Tatsache, dass kein Plecopteren-Taxon statistisch zuverlässig hätte ausgewertet werden können, verdeutlichen jedoch weiteren Optimierungsbedarf beim Endpunkt Makrozoobenthos. Das größte Defizit bei der Repräsentativität der FGMÖ wurde jedoch bei den Strömungsverhältnissen ausgemacht. Mit der Anpassung der Fließgeschwindigkeiten an natürliche Verhältnisse könnte auch eine weitere Steigerung der Abundanz und der Anzahl an rheophilen Taxa (z.B. Plecoptera) erreicht werden, die statistisch zuverlässig ausgewertet werden können. Als Folge würden für diese Tiergruppen die Unsicherheiten bei der Übertragung von Ergebnissen aus ökotoxikologischen Versuchen mit den FGMÖ auf natürliche Fließgewässern abnehmen.

A.3 Optimierung der Strömungsverhältnisse

A.3 Einleitung

In diesem Entwicklungsschritt sollte ein technisches System entworfen werden, mit dem sich Strömungsverhältnisse in den FGMÖ produzieren lassen, die einerseits denen in natürlichen Bächen möglichst ähnlich sind und andererseits eine möglichst geringe Variabilität zwischen den Replikaten gewährleisten. Natürliche Fließgewässer zeichnen sich durch sehr heterogene Strömungsverhältnisse auf der Makro-, Meso- und Mikroebene aus (LAMPERT & SOMMER 1999; SCHWOERBEL & BRENDENBERGER 2013). Die komplette Makroebene (von der Quelle bis zur Mündung) abzudecken, ist mit künstlichen Testsystemen nicht umzusetzen. Verschiedene Strömungsverhältnisse auf der Mesoebene (über die Gewässerbite und in longitudinaler Richtung ein geringes Vielfaches der Gewässerbite (NEWSON & NEWSON 2000)) führen zur Ausbildung von lokalspezifischen Organismengemeinschaften (BEISEL et al. 1998). In einem FGMÖ sind heterogene Strömungsverhältnisse über die gesamte Fließstrecke zur Ausbildung von unterschiedlichen Strömungshabitaten erstrebenswert. Gleichzeitig ist es jedoch sinnvoll, über einen Teilabschnitt der Fließstrecke zu verfügen, der sich durch eine homogene Strömungsverteilung auf der Mesoebene auszeichnet, um auf eine möglichst große Ähnlichkeit zwischen den Organismengemeinschaften in den MZB-SK hinzuwirken. Auf der Mikroebene (innerhalb der MZB-SK) sind heterogene Strömungsbedingungen in den FGMÖ für die Biodiversität förderlich. Denn in Kombination mit der Substratkomplexität sorgen sie für eine hohe höhere Biodiversität auf der Mikroebene (BROOKS et al. 2005). Zwischen den FGMÖ-Replikaten wiederum sollte für eine gute Vergleichbarkeit eine möglichst große Ähnlichkeit bei den Strömungsverhältnissen erreicht werden.

In dieser Versuchsreihe wurde ein neues System zur Strömungserzeugung mit Schaufelrad entwickelt, getestet und optimiert. Das Ziel war mithilfe des neuen Antriebssystems und mit Einbauten zur Leitung des Wasserflusses, Strömungsverhältnisse zu generieren, die folgende Bedingungen erfüllten: (1) Strömungsgeschwindigkeiten, die für natürliche Bäche in Agrarlandschaften typisch ist. (2) Eine stufenlose Steuerung der Strömungsgeschwindigkeit. (3) Eine möglichst homogene Verteilung der Strömungsgeschwindigkeit über eine Teilstrecke des FGMÖ. (4) Eine reproduzierbare Erzeugung der Strömungsverhältnisse, um eine gute Vergleichbarkeit zwischen FGMÖ-Replikaten zu erreichen.

A.3 Ergebnisse

Da die Auswirkungen der Einbauten bei allen Wasserständen in ihrer Tendenz gleich ausfielen, werden die Ergebnisse exemplarisch an den Messungen bei einem Wasserstand von 40 cm beschrieben. Besonders deutlich war die Veränderung der Strömungsverhältnisse durch die Einbauten am Anfang der Fließstrecke auf der gegenüberliegenden Seite des Schaufelrads (Profil I) zu erkennen (Abb. 19). Ohne die Einbauten zur Strömungsoptimierung war der Gewässerquerschnitt zweigeteilt: in eine linke Hälfte mit langsam fließendem Wasser (0.08-0.12 m/s) und eine rechte mit schneller fließendem Wasser (0.16-0.34 m/s). Damit strömte das Wasser auf der rechten Seite teilweise viermal so schnell wie auf der linken Seite. Dieser Effekt wurde mit zunehmender Fließstrecke immer weniger deutlich. Bei Profil II war die Zweiteilung noch erkennbar, bei Profil III nicht mehr.

Mit den Einbauten zur Strömungsoptimierung, mit Leichtblechen und Strömungsgleichrichter, war der Effekt der unterschiedlich schnell fließenden Gewässerhälften bei Profil I nicht mehr vorhanden (Abb. 19). Im bodennahen, für das Makrozoobenthos relevanten Bereich (bis ca. 15 cm Höhe) bildete sich ein schwacher, vertikaler Gradient für die Fließgeschwindigkeit des Wassers aus. In diesem Bereich waren die Strömungsverhältnisse oberhalb der strömungsberuhigten Grenzschicht am Boden des Fließkanals mit Werten zwischen 0.25 m/s und 0.3 m/s sehr ausgeglichen. Des Weiteren waren die Strömungsverhältnisse in Bodennähe auch bei Profil II und III ähnlich homogen wie bei Profil I. Zudem waren die Fließgeschwindigkeiten mit den Einbauten zur Strömungsoptimierung auch im Längsprofil gleichmäßiger verteilt.

Nach Abschalten des Antriebs und vollständiger Beruhigung des Wassers, stellten sich dieselben Strömungsbedingungen wieder ein, wenn das Schaufelrad erneut mit der gleichen Rotationsgeschwindigkeit angetrieben wurde. Bei der Analyse der Änderung des Wasserdurchflusses in Abhängigkeit von der Rotationsgeschwindigkeit des Schaufelrads konnte für drei Wasserstände (0.3 m, 0.4 m und 0.5 m) eine relativ einfache mathematische Beziehung aufgestellt werden, die eine präzise Beschreibung des Zusammenhangs der beiden Parameter zulässt (Abb. 18). Außerdem war die Strömungsgeschwindigkeit mit dem neuen Antriebssystem kontinuierlich veränderbar, mit einer maximalen mittleren Fließgeschwindigkeit von 0.2 m/s.

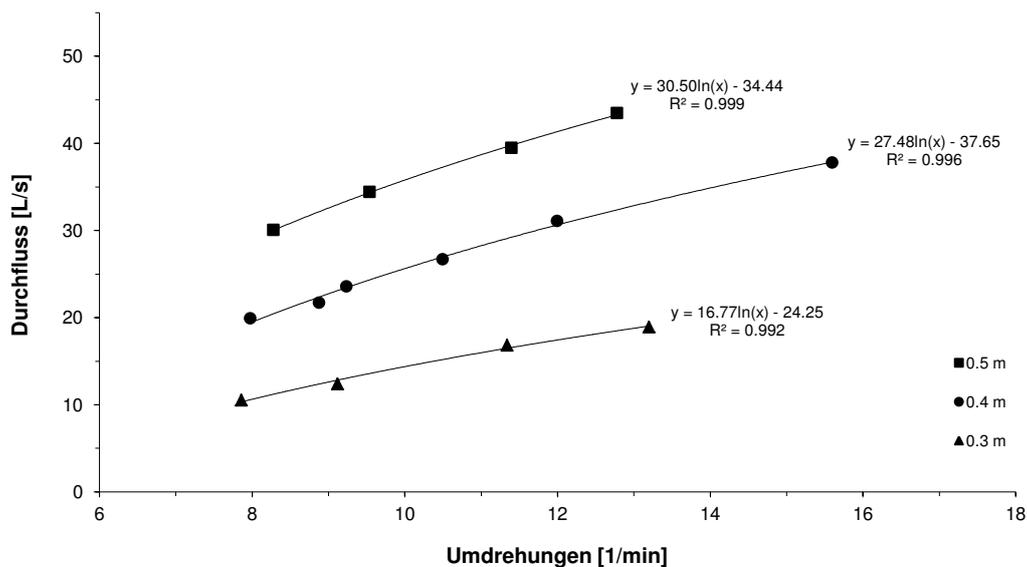


Abb. 18: Versuch zur Strömungsoptimierung: Mathematische Beziehung zwischen Rotationsgeschwindigkeit des Schaufelrads [Umdrehungen/min] und dem Wasserdurchfluss [L/s] bei verschiedenen Wasserständen.

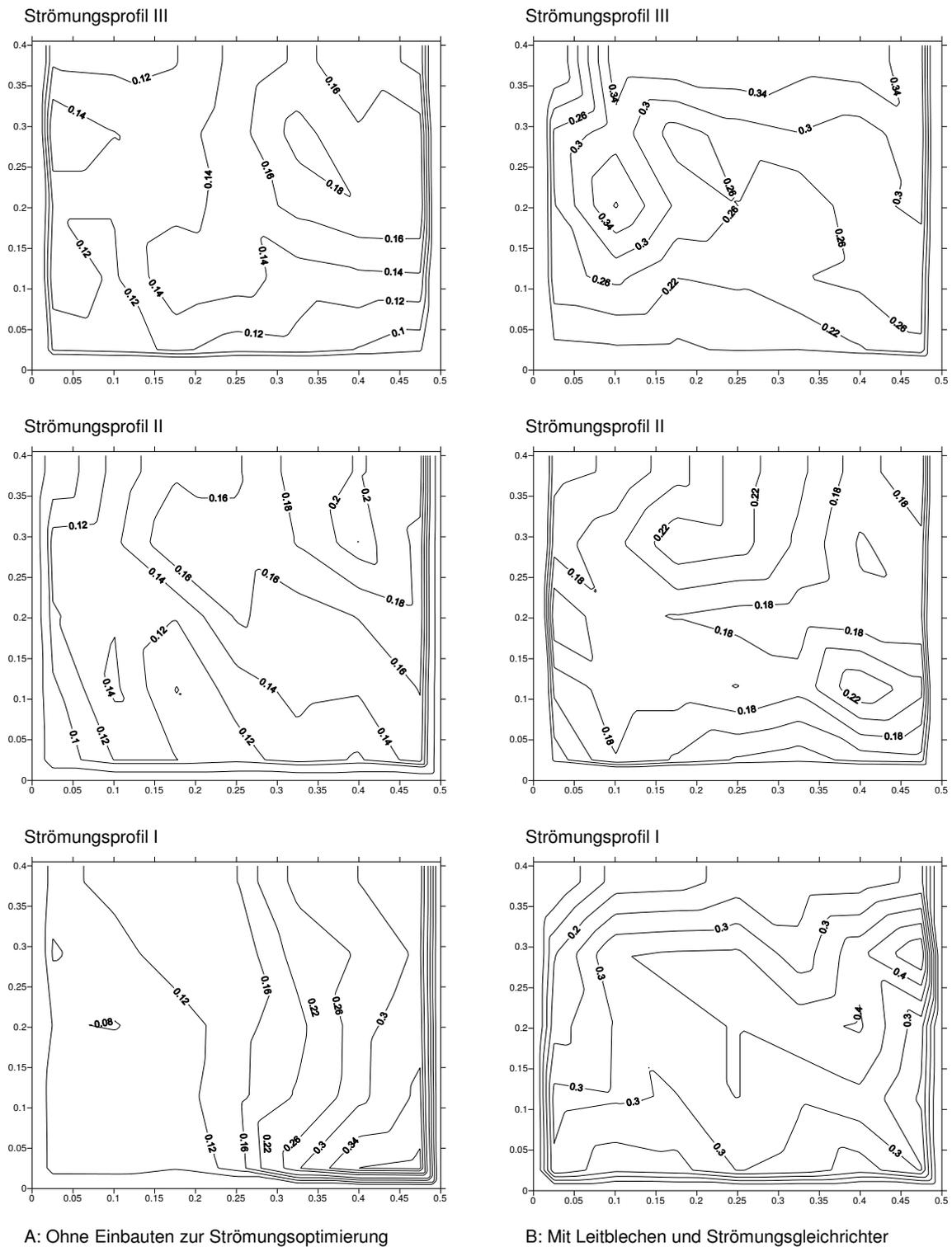


Abb. 19: Versuch zur Strömungsoptimierung: Strömungsquerprofile entlang der Fließstrecke auf der gegenüberliegenden Seite des Schaufelrads bei einem Wasserstand von 0.4 m. Angaben der Fließgeschwindigkeit in m/s. Links (A): Prototyp A ohne Einbauten zur Strömungsoptimierung; Rechts (B): Prototyp A mit Leitblechen in den Kurven und einem Strömungsgleichrichter am Ausgang der Kurve zur Fließstrecke auf der gegenüberliegenden Seite des Schaufelrads. Strömungsprofile: am Anfang (I), in der Mitte (II) und am Ende (III) der geraden Fließstrecke auf der gegenüberliegenden Seite des Schaufelrads. Die Abbildungen wurden angefertigt von Prof. Rodriguez, Hochschule RheinMain.

A.3 Diskussion

Mit dem neuen Antriebssystem zur Erzeugung der Wasserströmung wurden die Voraussetzungen geschaffen, die mittlere Fließgeschwindigkeit kontinuierlich zu verändern und den Bereich von Strömungsgeschwindigkeiten zu erreichen, der für Bäche in Agrarlandschaften typisch ist (WOGRAM 2010). Schneller fließende Abschnitte sind insbesondere für rheophile Arten von Bedeutung, zu denen die meisten Steinfliegenarten oder passive Filtrierer gehören (SCHMEDTJE & COLLING 1996; SCHMIDT-KLOIBER & HERING 2015). In den ersten Testdurchläufen waren für eine statistisch belastbare Auswertung nach den Vorgaben von BROCK et al. (2014) zu wenig Plecoptera-Individuen vorhanden. Durch die modifizierten Strömungsverhältnisse wurden hinsichtlich dieses Parameters geeignetere Bedingungen für rheophile Arten (z.B. Plecoptera) geschaffen. Das neue Antriebssystem mit Schaufelrädern hat gegenüber elektrischen Pumpen einige weitere Vorteile: Es kommen keine Kunststoffe, an die lipophile Testsubstanzen adsorbieren könnten, mit dem Wasser in Kontakt und die Wassertemperatur wird nicht durch die Abwärme von Pumpen erhöht. Außerdem der Schaufelradantrieb schonender für Wasserorganismen und wartungsärmer (CRAIG 1993).

Die entwickelten Einbauten (Leitbleche und Strömungsgleichrichter) zur Strömungsoptimierung werden in ganz ähnlicher Weise von CRAIG (1993) empfohlen. Mit ihnen wurde eine in horizontaler und vertikaler Richtung homogene Strömungsverteilung auf der Mesoebene über einen Teilabschnitt der Fließstrecke erreicht. Außerdem konnten die Strömungsbedingungen im FGMÖ dank der Einbauten zur Strömungsoptimierung und der neuen Antriebstechnik reproduziert werden, womit sie in baugleichen Systemen sehr gut replizierbar sind. Mithilfe der mathematischen Gleichungen zur Beschreibung des Zusammenhangs zwischen der Rotationsgeschwindigkeit des Schaufelrads und dem Wasserdurchfluss kann die mittlere Fließgeschwindigkeit in den FGMÖ bestimmt oder die gewünschte mittlere Fließgeschwindigkeit eingestellt werden, ohne eine aufwendige Messung durchführen zu müssen. Auf Basis der Ergebnisse wurde das Design eines neuen FGMÖ-Prototyps entworfen (siehe Beschreibung des Prototyps B im Allgemeinen Methodenteil), für den neben dem Antriebssystem und den Einbauten zur Strömungsoptimierung eine weitere Änderung vorgenommen wurde: die Enden des Prototyps B wurden für eine gleichmäßigere Wasserführung halbkreisförmig gestaltet, anstelle einer ovalen Form wie bei Prototyp A.

A.3 Fazit

Mit der neuen Antriebstechnik mit Schaufelrädern zur Erzeugung der Strömung und den Einbauten zur Strömungsoptimierung wurden die FGMÖ den eingangs geforderten Bedingungen entsprechend modifiziert: Es können mittlere Strömungsgeschwindigkeiten erzeugt werden, wie sie in natürlichen Bächen in Agrarlandschaften vorzufinden sind. Die mittlere Fließgeschwindigkeit ist kontinuierlich veränderbar. Über eine Teilstrecke des FGMÖ ist die Strömungsgeschwindigkeit homogen verteilt und die Strömungsverhältnisse sind reproduzierbar. Im Anschluss an diese Versuchsreihe wurde eine Anlage mit vier FGMÖ des neuen Prototyps B auf dem Freiland-Versuchsgelände des IfG errichtet, um in einem weiteren Testdurchlauf zu überprüfen, ob sich die verbesserten Strömungsbedingungen auch bei den biologischen Parametern bemerkbar machen.

A.4 Testdurchlauf mit Prototyp B mit Schaufelradantrieb

A.4 Einleitung

In diesem Testdurchlauf mit vier FGMÖ des neuen Prototyps sollte die ökologische Aussagekraft der FGMÖ für die Umweltrisikobewertung von Insektiziden detailliert analysiert werden. Über einen Vergleich der Biozönose in den FGMÖ mit natürlichen Referenzbächen sollte geklärt werden, ob die Organismengemeinschaft in den FGMÖ für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften repräsentativ ist. Beim Makrozoobenthos wurde dabei auf die taxonomische Zusammensetzung, die funktionellen Gruppen und die trophischen Ebenen geachtet. Für die Aussagekraft einer Mesokosmos-Studie für eine Risikobewertung ist darüber hinaus die Präsenz von potentiell sensitiven Taxa essentiell. Im Allgemeinen gelten Arthropoden als besonders empfindlich gegenüber Insektiziden (EFSA 2013). Die Empfindlichkeitsverteilung innerhalb der Arthropoden unterscheidet sich jedoch in Abhängigkeit von der Insektizidklasse (RUBACH et al. 2010; RICO & VAN DEN BRINK 2015). Diese Tatsache überrascht nicht, da die Schadwirkung einer Substanz das Ergebnis ist vom Zusammenspiel ihrer physikochemischen Eigenschaften und den toxikokinetischen und -dynamischen Prozessen im exponierten Organismus (ESCHER & HERMENS 2002; NYMAN et al. 2014). Aus diesem Grund wurde bei der Betrachtung der Sensitivität zwischen fünf Insektizidklassen differenziert.

In den letzten Jahrzehnten wurde immer wieder der Forderung Nachdruck verliehen, ökologische Aspekte in der Ökotoxikologie stärker zu berücksichtigen (CAIRNS 1988; CHAPMAN 2002; RELYEA & HOVERMAN 2006; VAN DEN BRINK 2008; BEKETOV & LIESS 2012). Für die Umweltrisikobewertung von PSM sollten deshalb neben der intrinsischen Sensitivität eines Taxons die Regenerationsfähigkeit bzw. die Vulnerabilität einer Population beachtet werden (VANSTRAALEN 1994; STARK et al. 2004; ALIX 2010; GERGS et al. 2011; BROCK 2013). Deshalb wurden beim Vergleich der FGMÖ mit den Referenzbächen Parameter berücksichtigt, die mit den Erholungsprozessen einer Population verknüpft sind: der Voltinismus und das Ausbreitungspotential (LIESS & VON DER OHE 2005; RICO & VAN DEN BRINK 2015). Die Migration von Makrozoobenthos-Organismen erfolgt in der Wasserphase vor allem durch passives Verdriften oder aktives Schwimmen (BILTON et al. 2001; RICO & VAN DEN BRINK 2015). Organismen mit flugfähigen Lebensstadien können zudem über den Landweg zuwandern (BILTON et al. 2001; RICO & VAN DEN BRINK 2015).

Unter Anwendung des MDD-Konzepts nach BROCK et al. (2014) wurde überprüft, ob die FGMÖ die Vorgaben der EFSA hinsichtlich der statistischen Stärke für die Bewertung nach der ETO-Variante (acht sensitive Taxa) und der ERO-Variante (acht Taxa mit hoher Vulnerabilität) erfüllen (EFSA 2013).

Im Rahmen von höherstufigen Bewertungsverfahren kommen statische Mesokosmen regelmäßig zum Einsatz, um das Umweltrisiko von PSM auf Gewässer am Rande von Agrarflächen abzuschätzen (BROCK et al. 2010a). In statischen Mesokosmen können jedoch Taxa mit hoher Sensitivität und/oder Vulnerabilität, die ausschließlich in lotischen Systemen vorkommen, nicht untersucht werden (WIECZOREK et al. 2016). In einer Gegenüberstellung wurde beleuchtet, ob die FGMÖ tatsächlich eine präzisere Risikobewertung von Insektiziden für das Makrozoobenthos ermöglichen.

Im Vergleich zu den vorherigen Testdurchläufen wurden die Endpunkte um einen Bioassay mit Gammariden und die Messung der mikrobiellen Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle erweitert. Der Abbau organischer Substanz ist eine essentielle Ökosystemfunktion und wird als guter Indikator für die funktionelle Integrität eines Fließgewässers angesehen, der auch sensitiv auf die Belastung mit Pestiziden reagiert (PASCOAL et al. 2001; GESSNER & CHAUVET 2002; RASMUSSEN et al. 2012).

A.4 Ergebnisse

Abiotische Parameter

Der mittlere Phosphatgehalt des Wassers der FGMÖs entsprach 0.16 mg/L (ACV: 12%), die mittlere Ammoniumkonzentration war ≤ 0.01 mg/L und die mittlere Wasserhärte 4.5°dH (ACV: 5.3%). Im Durchschnitt betrug die Wassertemperatur 14.9°C (ACV: 1.4%), die elektrische Leitfähigkeit des Wassers 167 μ S/cm (ACV: 2.6 %), der pH-Wert 8.3 (ACV: 0.4 %) und der Sauerstoffgehalt 10.3 mg/L (ACV: 1.0%, 102-115% Sättigung). Dank der geringen Variabilität zwischen den FGMÖ-Replikaten waren die MDDs der wöchentlich gemessenen Wasserparameter (Temperatur, pH, elektrische Leitfähigkeit und Sauerstoffgehalt) wie in den ersten beiden Testdurchläufen sehr klein ($\leq 5.6\%$). Die elektrische Leitfähigkeit des Wassers war im Vergleich zu den beiden vorherigen Testdurchläufen signifikant geringer und die Wassertemperatur, der Phosphatgehalt und die Wasserhärte signifikant kleiner als im ersten Testdurchlauf (Tab 22). In diesem Testdurchlauf unterschieden sich der Sauerstoffgehalt, der pH-Wert, die elektrische Leitfähigkeit des Wassers und die Wasserhärte der FGMÖ statistisch signifikant von den Werten der Referenzbäche, Ohm und Gleenbach (Tab 22). Die mittlere Fließgeschwindigkeit war in diesem Testdurchlauf mit 0.12 m/s fast dreimal so hoch wie die maximale Fließgeschwindigkeit in zweiten Testdurchlauf, aber kleiner als im Gleenbach (0.25-0.63 m/s) oder Goorbach (0.2-0.5 m/s).

Tab 22: Testdurchlauf III. Abiotische Wasserparameter in den drei FGMÖ-Testdurchläufen und in den Referenzbächen. Mittelwerte (Minimum-Maximum). Temp: Wassertemperatur, Lfk: elektrische Leitfähigkeit. n.b.: nicht bestimmt. Verschiedene Großbuchstaben zeigen signifikante Unterschiede zwischen den FGMÖ-Testdurchläufen an und kleine Buchstaben zwischen diesem FGMÖ-Testdurchlauf und den Referenzbächen (paarweise t-Tests, $p < 0.05$). Werte für Gleenbach und Ohm aus HLOG 2015.

Gewässer	Zeitraum	Temp [°C]	O ₂ [mg/L]	pH-Wert	Lfk [μ/cm]	PO ₄ ³⁻ [mg/L]	NH ₄ ⁺ [mg/L]	NO ₃ ⁻ [mg/L]	Wasserhärte [°d]
FGMÖ I	Juni-August 2013	20.3 ^A (17.8-22.5)	9.6 ^a (9.2-9.9)	8.2 ^A (7.8-8.3)	279 ^A (273-286)	0.3 ^A (0.2-0.4)	0.02 (0.01-0.02)	<0.04	6.2 ^A (5.8-7.2)
FGMÖ II	August-Sept. 2013	15.7 ^B (12.7-18.5)	10.6 ^B (10.0-11.0)	8.3 ^A (8.2-8.5)	272 ^A (262-290)	n.b.	n.b.	n.b.	n.b.
FGMÖ III	Mai/Juni 2014	15.0 ^{B,a} (9.9-20.8)	10.3 ^{B,a} (9.0-11.5)	8.3 ^{A,a} (7.9-9.0)	167 ^{B,a} (148-190)	0.15 ^{B,a} (0.07-0.30)	<0.01	1.6 ^a (0.1-4.7)	4.5 ^{B,a} (3.6-5.0)
Ohm	Mai/Juni 2008-2013	14.1 ^a (11.8-16.2)	9.0 ^b (7.6-10.0)	7.7 ^b (7.5-8.1)	281 ^b (185-354)	0.15 ^a (0.11-0.23)	0.16 ^a (0.10-0.24)	2.4 ^a (1.8-3.1)	6.8 ^b (4.4-8.2)
Gleenbach	Mai/Juni 2008-2013	12.9 ^a (10.2-14.4)	9.3 ^b (8.7-10.1)	7.5 ^c (7.3-7.6)	280 ^b (167-338)	0.17 ^a (0.07-0.28)	0.22 ^a (0.11-0.41)	3.3 ^a (1.7-4.5)	6.3 ^b (3.9-7.8)

Makroinvertebraten

Das Makrozoobenthos in den FGMÖ wurde wie in den vorherigen Testdurchläufen von Arthropoden dominiert. Mit jeweils ungefähr einem Fünftel waren Diptera und Trichoptera die dominantesten Ordnungen, gefolgt von und Amphipoda, Isopoda, Ephemeroptera, Plecoptera und Hirudinea (siehe Anhang F). In den FGMÖ waren alle Ordnungen bzw. Klassen präsent, die in Referenzgewässern gefunden worden sind, mit der Ausnahme Heteroptera. Die Gesamtabundanz des Makrozoobenthos-Organismen war über den Versuchszeitraum relativ konstant und lag im Durchschnitt bei

254 Ind/Probe (ACV: 9.3%) nach destruktiver Auswertung und bei 130 Ind/Probe (ACV: 12%) nach nicht destruktiver Auswertung. Die mittlere Abundanz der Diptera war 56 Ind/Probe (ACV: 27%) bzw. 24 Ind/Probe (ACV: 16%), die der Amphipoda 24 (ACV: 45%) bzw. 25 Ind/Probe (ACV: 28%) und die der EPT-Taxa 87 (ACV: 20%) bzw. 36 Ind/Probe (ACV: 12%).

Diversität der Makrozoobenthos-Gemeinschaft

In den Proben zur destruktiven Auswertung des Makrozoobenthos wurden 75 unterschiedliche Taxa (51 Arthropoden, 28 EPT-Taxa) aus neun Klassen identifiziert (Anhang F). Die Anzahl der Taxa pro Probenentnahme (33.5, ACV: 2.8%), der Shannon-Index (2.8, ACV: 4.5%), die Artengleichheit (0.8, ACV: 3.2%) und die Anzahl der EPT-Taxa (12.0, ACV: 11%) waren jeweils signifikant größer als im zweiten Testdurchlauf (t-Test, $p < 0.05$). Im Gegensatz zu den vorherigen Testdurchläufen nahmen der Shannon-Index und die Artengleichheit im Versuchsverlauf nicht statistisch signifikant ab.

Bei der Auswertung lebender Organismen konnten mit insgesamt 34 (24 Arthropoden, 11 EPT-Taxa) erwartungsgemäß deutlich weniger Taxa differenziert werden als bei der destruktiven Auswertung (Anhang F). Dementsprechend fielen die Anzahl der Taxa pro Probenentnahme (17.4, ACV: 13%), der Shannon-Index (2.4, ACV: 2.4%) und die Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme (6.7, ACV: 15%) signifikant (t-Test, $p < 0.05$) geringer aus, während bei der Artengleichheit kein statistischer Unterschied festzustellen war.

Die Gesamtzahl der Taxa in den FGMÖ entsprach nach destruktiver Auswertung (75) dem Level der Referenzbäche (69-77) (ebenfalls destruktive Auswertung), die anderen gemessenen Kenngrößen der Diversität (außer EPT-Taxa) waren signifikant größer (paarweiser t-Test, $p < 0.05$) (Tab 23). Nach nicht destruktiver Auswertung gab es weder bei der Anzahl der Taxa, dem Shannon-Index, der Artengleichheit noch bei der Anzahl der EPT-Taxa statistisch signifikante Abweichungen von den Referenzbächen (Tab 23).

Tab 23: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Diversität in den FGMÖ und den Referenzbächen. Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede in paarweisen t-Tests an ($p < 0.05$). Destr.: destruktive Auswertung

	FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr.	Gleenbach	Bach WD
Diversität	MW (Min-Max)	MW (Min-Max)	MW (Min-Max)	MW (Min-Max)
Anzahl der Taxa insgesamt	75	35	69	77
Anzahl der Taxa pro Probenentnahme	33^a (26-42)	17^b (14-23)	20^b (11-34)	19^b (13-26)
Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme	12^a (10-15)	7^b (6-7)	9^{a,b} (4-15)	6^b (4-9)
Shannon-Index	2.84^a (2.57-3.14)	2.35^b (2.15-2.54)	2.04^{b,c} (1.59-2.70)	1.98^c (1.55-2.45)
Artengleichheit	0.81^a (0.73-0.88)	0.82^a (0.79-0.88)	0.70^b (0.64-0.77)	0.68^b (0.53-0.79)

Statische Mesokosmen

In den drei statischen Mesokosmos-Studien wurden nach nicht destruktiver Auswertung 28-29 Makroinvertebraten-Taxa gefunden. Mit 18-20 war die Anzahl der Arthropoden geringer und mit vier bis fünf die Anzahl der Ephemeroptera plus Trichoptera weniger als halb so groß wie nach nicht destruktiver Auswertung des Makrozoobenthos der FGMÖ. Ein Taxon aus der Ordnung Plecoptera war in den statischen Mesokosmen nicht vorhanden. Die Menge der Makroinvertebraten-Taxa pro

Probenentnahme (14.2-14.8), der Shannon-Index (1.32-1.73), die Artengleichheit (0.50-0.64) und die Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme (2-4) waren bei den drei statischen Mesokosmos-Studien jeweils signifikant kleiner als bei den FGMÖ nach nicht destruktiver Auswertung (paarweiser t-Test, $p < 0.05$).

Ökologische Eigenschaften des Makrozoobenthos

In den FGMÖ und den Referenzbächen kamen im Makrozoobenthos dieselben Ernährungstypen mit meist sehr ähnlichen Anteilen vor (Abb. 20). Sowohl in den FGMÖ als auch in den Referenzbächen gehörte der Großteil der Individuen zur funktionellen Gruppe der Sammler und Sedimentfresser, Zerkleinerer, Weidegänger und Schaber oder Prädatoren. Lediglich beim Anteil der Filtrierer war eine deutliche Abweichung der FGMÖ von den Referenzbächen zu beobachten. Dieser Unterschied war auf die filtrierenden Arten *Ephemera danica*, *Simulium* sp., *Sphaerium corneum* und *Pisidium* sp. (CAR et al. 1995; NESEMANN & REISCHÜTZ 1995; AQEM EXPERT CONSORTIUM 2002) zurückzuführen, die in den Referenzbächen häufiger vorhanden waren als in den FGMÖ.

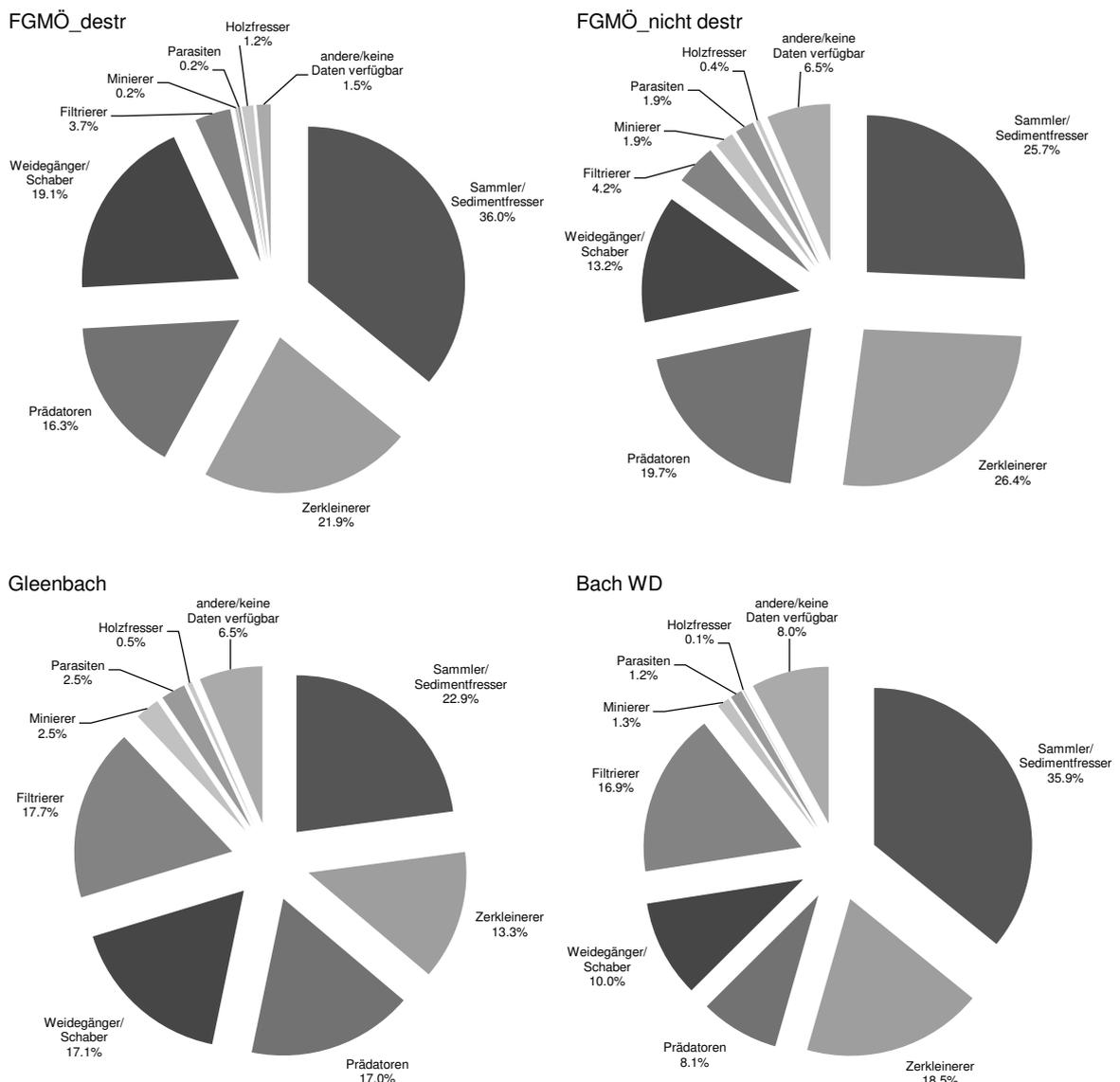


Abb. 20: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos. Verteilung der Ernährungstypen in den FGMÖ und den Referenzbächen.

Die Verteilung der Eigenschaften innerhalb der Makrozoobenthos-Taxa, welche die interne Erholung (Voltinismus) und die externe Erholung einer Population (Ausbreitungspotential: Flugfähigkeit, Drifthäufigkeit, Schwimmfähigkeit) nach Schadstoffexposition maßgeblich beeinflussen, war in den FGMÖ und den Referenzbächen insgesamt sehr ähnlich (Tab 24). In etwa die Hälfte der Taxa war univoltin, ungefähr ein Drittel bi- bis multivoltin und die übrigen semivoltin oder uni- bis bivoltin. Der Anteil der Taxa ohne flugfähiges Lebensstadium betrug ca. ein Drittel, über 50% waren Taxa mit schwach ausgeprägter Flugfähigkeit und weniger als ein Sechstel Taxa mit stark ausgeprägter Flugfähigkeit. Drei von vier Taxa waren solche, die selten in der organismischen Drift aufzufinden sind, und jeweils ca. jedes Zehnte eines, das regelmäßig oder häufig verdriftet. Die meisten Taxa ($\approx 70\%$) waren keine aktiven Schwimmer und die restlichen schwache oder sehr gute Schwimmer, wobei die schwachen Schwimmer in den FGMÖ häufiger waren und die sehr guten Schwimmer in den Referenzgewässern.

Tab 24: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Verteilung der Taxa-Eigenschaften, die mit den Erholungsprozessen einer Population in Verbindung stehen (Voltinismus, Flugfähigkeit, Drifthäufigkeit und Schwimmfähigkeit). Anzahl der Taxa und ihr relativer Anteil an der Artenanzahl in den FGMÖ und den Referenzbächen.

		FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr.	Gleenbach	Bach WD	
Voltinismus	Anzahl der Taxa	semivoltin	4	3	6	5
		univoltin	45	19	37	37
		uni- bis bivoltin	5	2	5	5
		bi- bis multivoltin	21	10	21	30
	Anteil an der Artenanzahl (%)	semivoltin	5	9	8	6
		univoltin	61	56	54	48
		uni- bis bivoltin	7	6	7	6
		bi- bis multivoltin	28	29	31	39
Flugfähigkeit	Anzahl der Taxa	keine	26	12	18	18
		schwach	42	20	41	47
		stark	8	2	10	12
	Anteil an der Artenanzahl (%)	keine	35	35	26	23
		schwach	55	58	59	61
		stark	10	6	15	16

Fortsetzung Tab 24

			FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr.	Gleenbach	Bach WD
Drifthäufigkeit	Anzahl der Taxa	selten	56	27	53	55
		regelmäßig	10	4	8	6
		häufig	9	3	9	16
	Anteil an der Artenanzahl (%)	selten	75	80	76	72
		regelmäßig	13	12	11	8
		häufig	12	8	12	20
Schwimmfähigkeit	Anzahl der Taxa	keine	55	24	50	53
		schwach	13	7	9	7
		stark	7	3	10	17
	Anteil an der Artenanzahl (%)	keine	73	70	72	69
		schwach	17	22	13	9
		stark	10	7	15	22

Gegenüber Insektiziden besonders sensitive Taxa

Insgesamt wurden 51 (destruktive Auswertung) bzw. 24 Makrozoobenthos-Taxa (nicht destruktive Auswertung), die gegenüber Insektiziden im Allgemeinen besonders empfindlich sind (=Arthropoden) (EFSA 2013) in den FGMÖ identifiziert und in den Referenzbächen 52-62 (Tab 25). Je nach Insektizidklasse waren in den FGMÖ 37-47 bzw. 17-21 besonders sensitive Taxa vorhanden, was einem relativen Anteil von 49-71% entsprach. In den Referenzbächen waren es 33-62 (48-80%). Bei der destruktiven Auswertung wurden in Abhängigkeit von der Substanzklasse durchschnittlich 16-24 sensitive Taxa pro Probenentnahme aus den FGMÖ entnommen. Das waren bei jeder Substanzklasse statistisch signifikant mehr als bei der nicht destruktiven Auswertung (8-12) oder in den beiden Referenzbächen (destruktive Auswertung) (paarweise t-Tests, $p < 0.05$). Nach nicht destruktiver Auswertung des Makrozoobenthos in den FGMÖ waren es signifikant weniger sensitive Taxa als im Bach WD (paarweise t-Tests, $p < 0.05$), aber aufgrund der größeren Variabilität nicht statistisch signifikant weniger als im Gleenbach.

Tab 25: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Summe der Taxa, die gegenüber Insektiziden besonders empfindlich sind (intrinsische Sensitivität), ihr Anteil an der Taxa-Gesamtzahl sowie die Anzahl pro Probenentnahme. Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede in paarweisen t-Tests an ($p < 0.05$). Destr.: destruktive Auswertung; Bach WG: Bach in Westdeutschland

Substanzklasse	FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr.	Gleenbach	Bach WD
Summe sensibler Taxa und ihr relativer Anteil an der Artenanzahl				
Insektizide	51 68%	24 71%	52 75%	62 80%
Carbamate	45 60%	21 62%	44 64%	50 65%
Organophosphate	47 63%	20 59%	51 74%	53 69%
Pyrethroide	37 49%	17 50%	33 48%	37 48%
Organochlorine	47 63%	17 50%	48 70%	60 78%
Neonicotinoide	39 52%	19 56%	44 64%	50 65%
Anzahl sensibler Taxa pro Probenentnahme: Mittelwert (Variationskoeffizient)				
Insektizide	24.2 ^a (9.3%)	11.7 ^b (13%)	15.7 ^{b,c} (47%)	16.6 ^c (16%)
Carbamate	20.5 ^a (10%)	9.2 ^b (13%)	13.2 ^{b,c} (52%)	14.1 ^c (14%)
Organophosphate	21.5 ^a (11%)	9.9 ^b (12%)	14.9 ^{b,c} (45%)	14.7 ^c (16%)
Pyrethroide	15.7 ^a (13%)	9.6 ^b (14%)	10.7 ^b (45%)	10.1 ^b (22%)
Organochlorine	21.5 ^a (10%)	10.1 ^b (11%)	13.2 ^{b,c} (51%)	16.2 ^c (16%)
Neonicotinoide	17.0 ^a (13%)	8.1 ^b (15%)	13.0 ^{a,b,c} (54%)	13.1 ^c (17%)

Der mittleren $SPEAR_{Pesticide}$ -Indices nach LIESS & VON DER OHE (2005) für die FGMÖ (39 bzw. 40), für den Gleenbach (44) und den Bach WD (33) entsprachen jeweils der ökologischen Zustandsklasse „gut“ (33-44) im Sinne der WRRL nach BEKTOV et al. (2009). Der leicht modifizierte $SPEAR_{neu}$ -Index lag bei den FGMÖ im Durchschnitt bei 46 bzw. 50 und bei den Referenzbächen zwischen 41 und 48 (Tab 25). Die insektizidklassenspezifischen $SPEAR$ -Indices der FGMÖ hatten Werte zwischen 45 und 53, nur der $SPEAR_{neu}$ -Neonicotinoide war mit 30 bzw. 31 niedriger. Zwei von acht $SPEAR$ -Indices unterschieden sich signifikant zwischen der destruktiven und der nicht destruktiven Auswertung (paarweise t-Tests, $p < 0.05$). Die $SPEAR$ -Indices der FGMÖ nach destruktiver Auswertung wichen in jeweils zwei Fällen signifikant (paarweise t-Tests, $p < 0.05$) von den $SPEAR$ -Indices des Gleenbachs und des Goorbachs ab. Nach nicht destruktiver Auswertung waren es zwei (Gleenbach) und vier (Goorbach). Die mittlere Anzahl der $SPEAR$ -Taxa pro Probenentnahme lag nach destruktiver Auswertung zwischen 10 ($SPEAR_{neu}$ -Neonicotinoide) und 15 ($SPEAR_{neu}$ Organochlorine) und war bei jeder Substanzklasse signifikant größer (paarweise t-Tests, $p < 0.05$) als nach nicht destruktiver Auswertung (durchschnittlich 5-8 $SPEAR$ -Taxa). Beim Vergleich der Anzahl der $SPEAR$ -Taxa pro Probenentnahme zwischen den Referenzbächen und den FGMÖ nach nicht destruktiver Auswertung waren keine statistisch signifikanten Unterschiede festzustellen (paarweise t-Tests, $p < 0.05$).

Tab 26: Testdurchlauf III. Makrozoobenthos: Summe der Taxa, deren Populationen besonders anfällig für Langzeiteffekte nach einer Pestizidexposition sind (Vulnerabilität), ihr Anteil an der Gesamtzahl der Taxa sowie die Anzahl dieser Taxa pro Probenentnahme.

Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede in paarweisen t-Tests an ($p < 0.05$).

Destr.: destruktive Auswertung; Bach WG: Bach in Westdeutschland

Substanzklasse	FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr.	Gleenbach	Bach WD
SPEAR-Indices: Mittelwert (Variationskoeffizient)				
SPEAR Pesticide	39 ^a (7.0%)	40 ^a (9.2%)	44 ^a (16%)	33 ^b (21%)
SPEAR _{neu} Pesticide	46 ^{a,c} (8.2%)	51 ^b (7.4%)	48 ^{a,b} (16%)	41 ^c (21%)
SPEAR _{neu} Carbamate	46 ^{a,b} (7.8%)	47 ^{a,b} (6.2%)	49 ^a (17%)	40 ^b (22%)
SPEAR _{neu} Organophosphate	45 ^{a,b} (7.9%)	51 ^a (7.4%)	47 ^{a,b} (16%)	42 ^b (23%)
SPEAR _{neu} Pyrethroide	45 ^a (7.3%)	47 ^a (6.6%)	46 ^a (15%)	41 ^a (22%)
SPEAR _{neu} Organochlorine	47 ^a (7.2%)	53 ^b (5.9%)	37 ^{c,d} (24%)	44 ^{a,d} (24%)
SPEAR _{neu} Neonicotinoide	30 ^a (7.3%)	31 ^a (8.1%)	43 ^b (14%)	27 ^a (26%)
Anzahl SPEAR-Taxa pro Probenentnahme: Mittelwert (Variationskoeffizient)				
SPEAR Pesticide	12.0 ^a (17%)	7.4 ^b (13%)	7.8 ^{a,b} (63%)	6.7 ^b (24%)
SPEAR _{neu} Pesticide	13.8 ^a (15%)	8.0 ^b (11%)	8.2 ^b (59%)	7.2 ^b (23%)
SPEAR _{neu} Carbamate	14.4 ^a (14%)	7.4 ^b (12%)	8.3 ^b (62%)	7.3 ^b (23%)
SPEAR _{neu} Organophosphate	13.8 ^a (14%)	8.1 ^b (10%)	8.3 ^b (62%)	7.6 ^b (23%)
SPEAR _{neu} Pyrethroide	13.6 ^a (12%)	7.2 ^b (11%)	7.5 ^b (53%)	7.5 ^b (24%)
SPEAR _{neu} Organochlorine	14.6 ^a (12%)	8.2 ^b (10%)	7.8 ^b (69%)	8.6 ^b (26%)
SPEAR _{neu} Neonicotinoide	9.7 ^a (17%)	5.3 ^b (14%)	7.7 ^{a,b} (60%)	5.8 ^b (25%)

Statische Mesokosmen

Ungefähr zwei Drittel der Makroinvertebraten-Taxa (18-20) in den statischen Mesokosmen waren Arthropode, die generell besonders sensitiv gegenüber Insektiziden sind (Tab 27). Die Summe der Taxa, für die bestimmte Insektizidklassen besonders toxisch sind, lag zwischen zehn (Neonicotinoide) und 16 (Organophosphate). Zwischen den statischen Mesokosmen wurde bei der Anzahl sensibler Taxa pro Probenentnahme, bei den SPEAR-Indices und bei der Anzahl der SPEAR-Taxa pro Probenentnahme nur in einem Fall (SPEAR_{neu} Organochlorine) ein statistisch signifikanter Unterschied festgestellt (paarweise t-Tests, $p < 0.05$). Die Anzahl sensibler Taxa pro Probenentnahme, die SPEAR-Indices und die Anzahl der SPEAR-Taxa pro Probenentnahme waren in den statischen Mesokosmen bei jeder Substanzklasse ausnahmslos signifikant (paarweise t-Tests, $p < 0.05$) kleiner als bei den FGMÖ (nicht destruktive Auswertung).

Tab 27: Statische Mesokosmen: Menge und Anteil der Taxa, die gegenüber Insektiziden besonders sensitiv sind (intrinsische Sensitivität), und der Taxa, deren Populationen besonders anfällig für Langzeiteffekte nach einer Pestizidexposition sind (Vulnerabilität).

Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede in paarweisen t-Tests an ($p < 0.05$).

Substanzklasse	sM 1	sM 2	sM 3
Summe sensitiver Taxa und ihr relativer Anteil an der Artenanzahl			
Insektizide	18 62%	20 65%	19 67%
Carbamate	11 38%	14 45%	14 48%
Organophosphate	15 52%	16 52%	16 55%
Pyrethroide	10 35%	11 36%	12 41%
Organochlorine	13 45%	14 45%	14 48%
Neonicotinoide	10 35%	12 39%	12 41%
Anzahl sensitiver Taxa pro Probenentnahme: Mittelwert (Variationskoeffizient)			
Insektizide	9.4 (13%)	8.6 (12%)	8.0 (14%)
Carbamate	6.0 (20%)	6.1 (16%)	5.3 (12%)
Organophosphate	7.6 (15%)	6.9 (14%)	6.9 (17%)
Pyrethroide	5.4 (21%)	5.5 (17%)	5.5 (13%)
Organochlorine	6.5 (18%)	5.7 (22%)	5.9 (15%)
Neonicotinoide	5.2 (15%)	4.6 (18%)	5.0 (8.1%)
SPEAR-Indices: Mittelwert (Variationskoeffizient)			
SPEAR Pesticide	15.6 (38%)	14.7 (18%)	12.4 (43%)
SPEAR_{neu} Pesticide	14.9 (35%)	13.8 (13%)	12.2 (42%)
SPEAR_{neu} Carbamate	6.0 (70%)	4.7 (21%)	5.4 (53%)
SPEAR_{neu} Organophosphate	15 (36%)	13.8 (13%)	12.2 (42%)
SPEAR_{neu} Pyrethroide	6.3 (73%)	4.7 (21%)	5.4 (53%)
SPEAR_{neu} Organochlorine	22.8 ^a (15%)	12.0 ^b (18%)	17.0 ^c (19%)
SPEAR_{neu} Neonicotinoide	6.1 (69%)	4.7 (21%)	5.4 (53%)
Anzahl SPEAR-Taxa pro Probenentnahme: Mittelwert (Variationskoeffizient)			
SPEAR Pesticide	2.8 (29%)	2.6 (25%)	2.6 (40%)
SPEAR_{neu} Pesticide	2.5 (27%)	2.3 (19%)	2.6 (38%)
SPEAR_{neu} Carbamate	1.2 (54%)	1.2 (33%)	1.4 (53%)
SPEAR_{neu} Organophosphate	2.6 (31%)	2.3 (19%)	2.6 (38%)
SPEAR_{neu} Pyrethroide	1.3 (63%)	1.2 (33%)	1.4 (53%)
SPEAR_{neu} Organochlorine	3.1 (26%)	2.7 (35%)	2.6 (32%)
SPEAR_{neu} Neonicotinoide	1.2 (54%)	1.2 (33%)	1.4 (53%)

Variabilität des Makrozoobenthos

Die Ähnlichkeitsmaße des Makrozoobenthos für die vier FGMÖ-Replikate waren wie in den ersten beiden Testdurchläufen sehr hoch. Nach destruktiver Auswertung lagen der Stander-Koeffizient bei 0.89-0.96 und der Steinhaus-Koeffizient bei 0.70-0.78. Nach nicht destruktiver Auswertung war der Stander-Koeffizient genauso groß (0.92-0.96) und der Steinhaus-Koeffizient mit Werten von 0.77-0.83 geringfügig aber statistisch signifikant größer als nach destruktiver Auswertung (t-Test, $p < 0.05$). Gegenüber dem zweiten Testdurchlauf wurden bei keinem der beiden Ähnlichkeitsmaße statistisch signifikante Unterschiede festgestellt (t-Test, $p > 0.05$).

Die Berechnung von Stander-Koeffizienten auf der Ordnungsebene ergab, dass sich die Zusammensetzung des Makrozoobenthos in den FGMÖ nicht stärker von den Referenzbächen unterschied als zwischen den beiden Referenzbächen (Tab 28). Zudem war die Ähnlichkeit zwischen den FGMÖ und den Referenzbächen genauso groß wie zwischen zwei Probenentnahmen an unterschiedlichen Orten oder verschiedenen Zeitpunkten innerhalb eines Baches (kursive Werte).

Tab 28: Testdurchlauf III. Vergleich mit Referenzbächen (RB): Stander-Koeffizienten als Maß für die Ähnlichkeit des Makrozoobenthos auf Ordnungsebene. Kursiv: Ähnlichkeit zwischen Probenentnahmen innerhalb eines Baches. Destr.: destruktive Auswertung.

Ähnlichkeit	Stander-Koeffizient			
	FGMÖ_destr	FGMÖ_nicht destr.	Gleenbach	Bach WD
FGMÖ_destr.	<i>0.91</i>	0.90	0.68	0.70
FGMÖ_nicht destr.		<i>0.96</i>	0.65	0.74
Gleenbach	-		<i>0.69</i>	0.64
Bach WD	-		-	<i>0.76</i>

Aufgrund der längeren Versuchszeit war der Anteil an der Gesamtvariabilität im Makrozoobenthos-Datensatz (destruktive Auswertung) der mit Zeit erklärt werden konnte (42.8%) größer als in den vorherigen Testdurchläufen und der Anteil kleiner, der auf Unterschiede zwischen den FGMÖ (14.1%) zurückzuführen war (RDA, Monte-Carlo Permutationen, $p = 0.002$). Dementsprechend waren die Aufnahmewerte der einzelnen Probenentnahmetage in einer PCA noch deutlicher voneinander getrennt (Abb. 21).

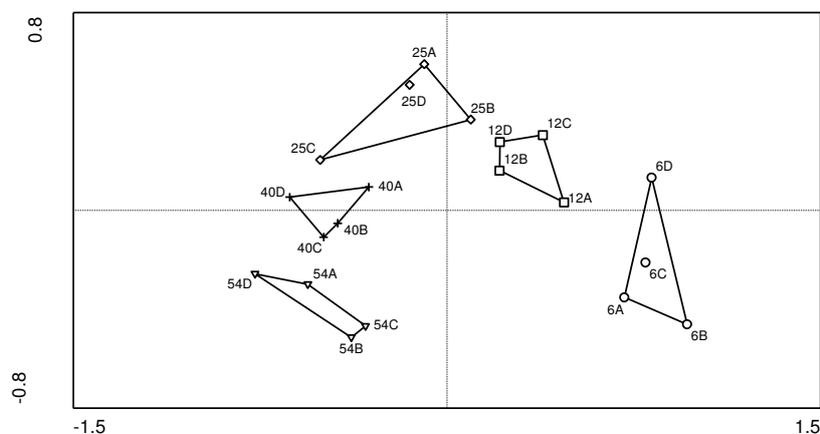


Abb. 21: Testdurchlauf III: Makrozoobenthos. Streudiagramm der Aufnahmewerte einer PCA. Die Zahlen geben den Probenentnahmetag an und Buchstaben das Replikat.

Statistische Stärke des Makrozoobenthos

Nach destruktiver Auswertung des Makrozoobenthos in den FGMÖ waren bei 24 Taxa die MDDs an mindestens zwei aufeinander folgenden Probenentnahmen kleiner als 100% (Anhang H). Davon erfüllten 21 Taxa aus fünf Klassen und elf Ordnungen die Kriterien für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) (Tab 30) – zwei Klassen und drei Ordnungen mehr als in Testdurchlauf II. In die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) waren 16 Arthropoden-Taxa, darunter jeweils mindestens zwei Vertreter aus den Ordnungen der EPT-Taxa. Elf bis 15 Taxa in der MDD-Kategorie 1 wurden als besonders empfindlich gegenüber den verschiedenen Insektizidklassen eingeteilt, sieben bis zehn waren SPEAR-Taxa (Tab 29).

Bei der Auswertung lebender Organismen waren die MDDs von 15 Makrozoobenthos-Taxa an zwei oder mehr aufeinanderfolgenden Probenentnahmen kleiner 100% (Anhang H). Davon entsprachen insgesamt zwölf Taxa den Kriterien der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) und neun Arthropoden-Taxa inklusive mindestens je einem Taxon aus den Ordnungen der EPT-Taxa (Tab 30). Durch die Auswertung der emergierten Insekten (siehe Abschnitt Emergierte Insekten) kamen zwei weitere Taxa hinzu. In der MDD-Kategorie 1 waren 5-7 Taxa bzw. 7-11 Taxa (mit den emergierten Insekten), die gegenüber Insektiziden besonders sensitiv sind, und 4-7 SPEAR-Taxa (Tab 29).

Statische Mesokosmen

In den statischen Mesokosmen fiel die Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) mit 5-9 bzw. 6-10 (mit emergierten Insekten) geringer aus als in den FGMÖ (Tab 30). Mit 1-5 bzw. 2-6 (mit emergierten Insekten) waren deutlich weniger sensitive Taxa in der MDD-Kategorie 1 vertreten als bei den FGMÖ (Tab 29). Von den SPEAR-Taxa war in den statischen Mesokosmen fast bei der Hälfte der Studien kein einziger Vertreter in der MDD-Kategorie 1 vorhanden. In keinem Fall gehörten bei den statischen Mesokosmen mehr als zwei SPEAR-Taxa zur MDD-Kategorie 1.

Tab 29: Testdurchlauf III. Anzahl sensibler Makroinvertebraten-Taxa und SPEAR-Taxa die der MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 angehörten. In Klammern ist die Anzahl der Taxa angegeben, die über den Endpunkt emergierte Insekten erfasst wurde. Destr.: destruktive Auswertung; sM: statischer Mesokosmos.

Substanzklasse	FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr.	sM 1	sM 2	sM 3
Insektizide	16	9 (11)	5 (6)	4 (5)	4(5)-5(6)
Carbamate	14	7 (9)	3 (4)	2 (3)	2 (3)
Organophosphate	15	7 (9)	4 (5)	3 (4)	3 (4)
Pyrethroide	11	7	3	3	3
Organochlorine	15	8 (10)	3 (4)	1 (2)	2 (3)
Neonicotinoide	11	5 (7)	2 (3)	1 (2)	2 (3)
SPEAR Pesticide	9	5	2	1	1
SPEAR _{neu} Pesticide	10	6	2	1	1
SPEAR _{neu} Carbamate	10	6	1	0	0
SPEAR _{neu} Organophosphate	10	6	2	1	1
SPEAR _{neu} Pyrethroide	10	6	1	0	0
SPEAR _{neu} Organochlorine	10	7	2	0	1
SPEAR _{neu} Neonicotinoide	7	4	1	0	0

Tab 30: Testdurchlauf III. Makroinvertebraten-Taxa, die der MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 angehörten. In Klammern sind die Taxa angegeben, die über den Endpunkt emergierte Insekten erfasst wurden. Destr.: destruktive Auswertung; sM: statischer Mesokosmos

		FGMÖ_destr.	FGMÖ_nicht destr	sM 1	sM 2	sM 3
Klasse	Ordnung	Taxon				
Arachnida	Acari	–	Hydrachnidiae	–	–	Hydrachnidiae
Bivalvia	Veneroidea	<i>Sphaerium corneum</i>	–	–	–	–
Clitellata	Hirudinea	<i>Erpobdella octoculata</i>	<i>Erpobdella octoculata</i>	–	–	Hirudinea
		<i>Glossiphonia heteroclita</i>				
	Oligochaeta	<i>Tubifex</i> sp.	Oligochaeta	–	–	<i>Lumbriculus variegatus</i>
Crustacea	Isopoda	<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Asellus aquaticus</i>
	Amphipoda	<i>Gammarus roeseli</i>	<i>Gammarus</i> sp.	–	–	–
Gastropoda	Pulmonata	Planorbidae	–	<i>Planorbis planorbis</i>	–	Pulmonata
	Basommatophora	–	–	–	<i>Lymnaea stagnalis</i>	–
Insecta	Coleoptera	Elmidae	–	–	–	–
	Diptera	Chironomini	Chironomidae	<i>Chaoborus</i> sp.	<i>Chaoborus</i> sp.	<i>Chaoborus</i> sp.
		Orthoclaadiinae	(Chironomini	(Tanypodinae)	(Orthoclaadiinae)	(Tanypodinae)
		Tanypodinae	Orthoclaadiinae			
Tanytarsini		Tanypodinae)				
Ephemeroptera	<i>Ephemerella ignita</i> <i>Habrophlebia fusca</i>	<i>Habrophlebia fusca</i>	<i>Cloeon</i> sp.	<i>Cloeon</i> sp.	<i>Cloeon</i> sp.	
Odonata	–	–	Coenagrionidae	Coenagrionidae	Odonata	
Plecoptera	<i>Leuctra geniculata</i> <i>Leuctra nigra</i>	<i>Leuctra</i> sp.	–	–	–	
	Trichoptera	Chaetopterygini	Leptoceridae	Leptoceridae	–	–
/Stenophylacini		Limnephilidae				
<i>Lasiocephala basalis</i>		Sericostomatidae				
<i>Lepidostoma hirtum</i>						
Limnephilini						
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>						
Turbellaria	Seriata	–	<i>Dugesia</i> sp.	<i>Dugesia</i> sp.	–	<i>Dugesia</i> sp.
Anzahl der Taxa:		21	12 (14)	7 (8)	5 (6)	9 (10)

Gammariden-Bioassay

An Tag 7 lebten noch alle in den Bioassay eingesetzten Gammariden (deshalb war die MDD gleich Null) (Tab 31). Nach 19 Tagen waren durchschnittlich noch 17.5 Gammariden lebendig und die MDD war mit 12% äußerst gering. Ab Tag 33 waren mehr als 20% der eingesetzten Gammariden nicht mehr lebendig.

Tab 31: Testdurchlauf III. Gammariden-Bioassay: Mittelwerte der vier FGMÖ und die dazugehörigen Minimum Detectable Differences (MDDs).

Gammariden-Bioassay	Tage nach Studienbeginn			
	7	19	33	47
Anzahl lebender Individuen (MDD)	20 (0)	17.5 (12)	15.25 (14)	12 (24)

Emergierte Insekten

Charakterisierung der Gemeinschaft der emergierten Insekten

Insgesamt 34 Insekten-Taxa aus den Ordnungen Diptera (11 Taxa), Trichoptera (10), Ephemeroptera (9), Odonata (3) und Plecoptera (1) wurden in den Emergenzfallen vorgefunden (Anhang F). Im Vergleich zu den ersten beiden Testdurchläufen (19 bzw. 21 Taxa) waren es über 10 Taxa mehr. Mit fast 95% gehörte der Hauptanteil der Individuen zu den Dipteren. Die Gesamtabundanz der emergierten Insekten betrug im Durchschnitt 81 Ind/Probe (ACV: 24%) und erreichte an Tag 42 (zweite Juniwoche) mit 155 Ind/Probe (CV: 20%) den Höchstwert. Die mittlere Anzahl der emergierten Diptera war 76 Ind/Probe (ACV: 24%) und die der EPT-Taxa 4.2 Ind/Probe (ACV: 62%).

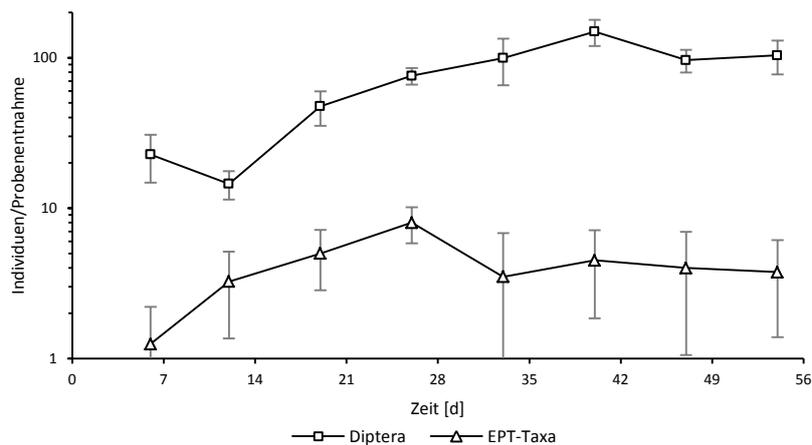


Abb. 22: Testdurchlauf III: Abundanz der emergierten Diptera und EPT-Taxa. Angegeben sind die jeweiligen Mittelwerte und Standardabweichungen der vier FGMÖ-Replikate.

Statistische Stärke der emergierten Insekten

Vier Taxa der emergierten Insekten erfüllten die Kriterien der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014): drei Chironomiden-Unterfamilien, nämlich Chironominae, Orthocladiinae und Tanypodinae, und Ephemeroptera auf Ordnungsebene (Tab 32). Außerdem war bei zwei Eintagsfliegen-Taxa die MDD an zwei aufeinanderfolgenden Probenentnahmetagen kleiner 100% (Anhang I).

Tab 32: Testdurchlauf III. Emergierte Insekten: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013. Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 erfüllten. Nur Taxa der Kategorie 1 sind aufgelistet. Eine vollständige Taxaliste mit den entsprechenden MDDs findet sich in Anhang I.

Emergierende Insekten	Tage nach Studienbeginn								Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	1	2	3	4	5	6	7	8	<100%	<90%	<70%	<50%	
Diptera													
Chironominae Gen. sp.	50.8	39.7	41.8	40.9	50.8	29.1	24.7	40.4	8	8	8	6	✓
Orthocladiinae Gen. sp.	74.5	61.1	5.6	26.3	39.4	37.9	32.6	47.3	8	8	7	6	✓
Tanypodinae Gen. sp.	249.6	108.7	112.7	33.6	80.6	33.3	79.9	50.8	5	5	3	2	✓
Ephemeroptera													
Ephemeroptera Gen. sp.	154.3	65.5	54.1	68.9	108.6	222.9	105.9	110.3	3	3	3	0	✓
Anzahl der Taxa, die das MDD-Kriterium erfüllen:													4

Primärproduzenten

Makrophyten

In den FGMÖ waren vier Makrophyten-Arten vorhanden, Rohrglanzgras (*Phalaris arundinacea*), Hornblatt (*Ceratophyllum demersum*), Ähriges Tausendblatt (*Myriophyllum spicatum*) und Wasserstern (*Callitriche* sp.), die zusammen ca. 10% der Bodenfläche bedeckten.

Suspendierte Algen

Die Konzentration an PAP in der Wassersäule lag bei durchschnittlich 29 µg/L. Am Anfang war der PAP-Mittelwert der vier FGMÖ 1.7 µg/L, nahm auf 48 µg/L an Tag 26 stark zu und danach entsprach er 29-36 µg/L. Die suspendierten Algen wurden von der Farbklasse Chlorophyta (76%) klar dominiert, die Farbklassen Bacillariophyta (11%) und Cyanobacteria (13%) hatten etwa einen gleich großen Anteil und die Farbklasse Cryptophyta (0.4%) einen äußerst geringen. Übereinstimmend mit dem ersten Testdurchlauf erfüllten drei der vier Algen-Farbklassen die Vorgaben der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014), mit der Ausnahme Cryptophyta (Tab 33).

Tab 33: Testdurchlauf III. Suspendierte Algen: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013. Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 erfüllten: viermal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Ursprünglich werden fünfmal <100% gefordert, da aber insgesamt nur vier Probenentnahmen erfolgten, wurde dieses Kriterium angepasst.

Suspendierte Algen	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	11	26	39	53	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	28.1	44.0	44.8	49.5	4	4	4	4	✓
Farbklasse									
Bacillariophyta	19.9	52.1	46.6	47.5	4	4	4	3	✓
Chlorophyta	43.8	47.6	45.5	63.8	4	4	4	3	✓
Cryptophyta	119.9			231.0	0	0	0	0	✗
Cyanobacteria	34.3	27.0	36.7	71.6	4	4	3	3	✓
Anzahl der Farbklassen, die das MDD-Kriterium erfüllen:									3

Periphyton

Die Dichte der PAP im Periphyton war durchschnittlich 36 µg/dm² und am Anfang (41 µg/dm²) und Ende (52 µg/dm²) des Experiments am größten. Der relative Anteil der Farbklasse Bacillariophyta sank im Versuchszeitraum von 58% auf 10%, während die Entwicklung der Farbklassen Cyanobacteria (0-40%) und Chlorophyta (34-64%) dazu invers verlief. Die Farbklasse Cryptophyta hatte durchgehend den geringsten Anteil (3%). Wie bei allen vorherigen Algenanalysen entsprachen die Farbklassen Bacillariophyta, Chlorophyta und Cyanobacteria den Kriterien für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) (Tab 34).

Tab 34: Testdurchlauf III. Periphyton: Minimum Detectable Differences (MDDs) und deren Einteilung in die MDD-Klassen nach EFSA 2013. Grün hinterlegt sind Werte, wenn sie die Voraussetzung für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK ET AL. 2014 erfüllten: viermal <100%, viermal <90%, dreimal <70% oder zweimal <50%. Ursprünglich werden fünfmal <100% gefordert, da aber insgesamt nur vier Probenentnahmen erfolgten, wurde dieses Kriterium angepasst.

Periphyton	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	11	26	39	53	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	34.7	28.7	21.9	27.7	4	4	4	4	✓
Farbklasse									
Bacillariophyta	33.6	35.4	20.4	21.1	4	4	4	4	✓
Chlorophyta	40.2	27.3	24.6	15.4	4	4	4	4	✓
Cryptophyta	35.5	312.4	275.6	108.4	1	1	1	1	✗
Cyanobacteria	309.6	25.2	29.1	45.6	3	3	3	3	✓
Anzahl der Farbklassen, die das MDD-Kriterium erfüllen:									3

Abbaurrate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*)

In den ersten 32 Tagen war bei den Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) ein durchschnittlicher Gewichtsverlust von 36% ($k=0.014 \text{ d}^{-1}$) zu verzeichnen, nach 52 Tagen von 57% ($k=0.016 \text{ d}^{-1}$) (Tab 35). Der schnellere mikrobielle Blattabbau in der Zeitspanne zwischen Tag 32 und Tag 52 war auf höhere Wassertemperaturen zurückzuführen. Denn die auf die Wärmesumme bezogenen Abbaukonstanten (k') waren mit $1.04 \cdot 10^{-3} \text{ °d}^{-1}$ (bis Tag 32) bzw. $1.08 \cdot 10^{-3} \text{ °d}^{-1}$ (bis Tag 52) nahezu identisch. Die MDDs für den prozentualen Gewichtsverlust waren $\leq 13\%$ und für die Abbaukonstanten $\leq 17\%$. Im Vergleich zu den Referenzbächen wurden statistisch signifikante Unterschiede beim mikrobiellen Blattabbau festgestellt (Tab 35), aber auch zwischen Gleenbach und Krebsbach (Tag 54).

Tab 35: Testdurchlauf III. Mikrobielle Abbaurrate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*): Mittelwerte (CV) der vier FGMÖ sowie des Gleen- und Krebsbachs im gleichen Zeitraum. Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede in paarweisen t-Tests an ($p < 0.05$).

	Zeitraum [d]	Gewichtsverlust [%]	$k \text{ [d}^{-1}] (\times 10^{-3})$	$k' \text{ [°d}^{-1}] (\times 10^{-3})$
FGMÖ	32	46 ^a (7.8)	14.0 ^a (4.5)	1.0 ^a (4.5)
Gleenbach	34	22 ^b (28)	7.3 ^b (32)	0.6 ^b (32)
Krebsbach	34	21 ^b (21)	6.9 ^b (24)	0.6 ^b (24)
FGMÖ	52	56 ^a (10)	16.0 ^a (7.0)	1.1 ^a (7.0)
Gleenbach	54	47 ^b (15)	11.7 ^b (22)	0.9 ^a (22)
Krebsbach	54	32 ^c (28)	6.8 ^c (32)	0.6 ^c (32)

A.4 Diskussion

Abiotische Parameter

Die den FGMÖ gemessenen physikochemischen Wasserparameter zeugten insgesamt von einer guten Wasserqualität für Fließgewässer (UBA 2014). Gegenüber den ersten beiden Testdurchläufen mit Prototyp A war in diesem Testdurchlauf mit Prototyp B die größte Veränderung bei den Strömungsverhältnissen zu verzeichnen: Dank des neuen Antriebssystems mit Schaufelrädern war die mittlere Fließgeschwindigkeit mehr als doppelt so groß wie in den vorherigen Testdurchläufen mit horizontalen Pumpen. Mit 0.12 m/s war die mittlere Fließgeschwindigkeit zwar kleiner als im Gleenbach oder Goorbach, aber durchaus in dem Bereich, der für Bäche in Agrarlandschaften typisch ist (WOGRAM 2010). Zudem entsprach sie den Strömungsverhältnissen in anderen artifiziellen Fließgewässertestsystemen, die für ökotoxikologische Untersuchungen verwendet wurden (Median: 0.1 m/s KOSINSKI (1989) in GUCKERT (1993)). In aktuelleren ökotoxikologischen Versuchen mit FGMÖ lag die mittlere Fließgeschwindigkeit bei ca. 0.03 m/s (BEKETOV et al. 2008; LIESS & BEKETOV 2011), bei 0.1 m/s (MOHR et al. 2012) und 0.11 m/s (WIECZOREK et al. 2016). Für das Umweltverhalten einer Testsubstanz ist die Strömungsgeschwindigkeit in Kreislaufsystemen weniger entscheidend als die physikochemischen Wasserparameter, da kein Abtransport der Testsubstanz über abfließendes Wasser stattfindet. Die Wasserhärte und der pH-Wert wichen in den FGMÖ signifikant von den Referenzbächen ab. Mit steigender Wasserhärte wird beispielsweise die Bioverfügbarkeit von Schwermetallen durch Komplexbildung verringert (PAGENKOPF 1983; RATHORE & KHANGAROT 2003; FENT

2013), die Toxizität von organischen Chemikalien wie PSM verändert die Wasserhärte dagegen in der Regel nicht (MAYER et al. 1992; CAPKIN et al. 2006). Wie bereits in der Diskussion zum ersten Testdurchlauf beschrieben, müssen abweichende pH-Werte bei ökotoxikologischen Untersuchungen beachtet werden, weil der pH-Wert den hydrolytischen Abbau von Chemikalien maßgeblich beeinflusst. Wegen ihrer Bedeutung für das Umweltverhalten von PSM und anderen potentiellen Testsubstanzen sind die beobachteten Werte der physikochemischen Wasserparameter bei der Übertragung von Effekten in FGMÖ-Studien auf das Freiland miteinzubeziehen.

Makrozoobenthos

Die Diversität des Makrozoobenthos war in diesem Testdurchlauf deutlich größer als in den ersten beiden Testdurchläufen (Tab 36) und höher als in den meisten in der Literatur beschriebenen FGMÖ (BELANGER 1997). In einer FGMÖ-Studie von LISS & BEKETOV (2011) wurden mittels destruktiver Auswertung insgesamt 42 Makrozoobenthos-Taxa identifiziert und 11-17 pro Probenentnahme, in einer FGMÖ-Studie von MOHR et al. (2012) insgesamt 48 und 17-28 pro Probenentnahme. WIECZOREK et al. (2016) haben in der Summe 36 Makrozoobenthos-Taxa und 13 EPT-Taxa nach destruktiver Auswertung in einem Experiment mit FGMÖ identifiziert. In den beiden von WONG et al. (2004) beschriebenen FGMÖ-Anlagen lag der Shannon-Index des Makrozoobenthos bei 1.2-1.4 bzw. 1.6-2.4.

Die Ähnlichkeit der Makrozoobenthos-Gemeinschaften zwischen den FGMÖ-Replikaten war bei allen drei Testdurchläufen auf einem hohen Niveau und entsprach der Ähnlichkeit zwischen FGMÖ-Replikaten bei WONG et al. (2003) und WONG et al. (2004), wo der Bray-Curtis-Koeffizient ≥ 0.8 war. Bei der Analyse der Variabilität der Zusammensetzung des Makrozoobenthos haben WONG et al. (2004) ebenfalls festgestellt, dass der Großteil der Gesamtvariabilität mit der zeitlichen Entwicklung der Makrozoobenthos-Gemeinschaften in den FGMÖ erklärt werden kann und nur ein kleiner Anteil mit der Varianz zwischen den Replikaten. Die Variabilität der Makrozoobenthos-Populationen und der Diversitätsindices zwischen den FGMÖ-Replikaten (ACV) war in dieser Arbeit ähnlich ausgeprägt wie bei anderen FGMÖ (WONG et al. 2003; HARRIS et al. 2007; MOHR et al. 2012; WIECZOREK et al. 2016). In anderen FGMÖ-Studien wurden für die dominanten Makrozoobenthos-Taxa CVs von 33-117% berichtet (WIECZOREK et al. 2016), ACVs von 31-74% (MOHR et al. 2012) und für Makrozoobenthos-Familien und -Ordnungen CVs von 26-105% (WONG et al. 2003). In einer FGMÖ-Studie von HARRIS et al. (2007) wurde für die Anzahl der Arten pro Probenentnahme ein Variationskoeffizient von 4.1% ermittelt.

Die statistische Stärke der Makrozoobenthos-Populationen war in diesem Testdurchlauf deutlich größer als in den ersten beiden Testdurchläufen. Sowohl die Anzahl der Taxa, deren MDD an mindestens zwei aufeinanderfolgenden Probenentnahmen $< 100\%$ war, als auch die Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) waren im dritten Testdurchlauf am höchsten. Außerdem wurden nicht nur mehr als acht Arthropoden-Taxa in die MDD-Kategorie 1 eingeteilt, sondern auch mindestens jeweils ein Vertreter der EPT-Taxa. Im Vergleich zur bisher einzigen veröffentlichten FGMÖ-Studie, in der MDDs für Makrozoobenthos-Populationen angegeben wurden (WIECZOREK et al. 2016), war die statistische Stärke im zweiten und dritten Testdurchlauf dieser Arbeit eindeutig größer. Bei WIECZOREK et al. (2016) waren die MDDs von 15 Taxa (neun Arthropoden) an mindestens zwei aufeinanderfolgenden Probenentnahmen $< 100\%$. Von diesen Taxa erfüllten zwölf (acht Arthropoden) die Vorgaben für die MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014). Allerdings war bei WIECZOREK et al. (2016) im Gegensatz zum dritten Testdurchlauf in dieser Arbeit kein Plecopteren-Taxon in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) vertreten.

Da im dritten Testdurchlauf die statistische Stärke nicht bei allen Ordnungen, die für die Risikobewertung von PSM in Fließgewässern am Rande von Agrarflächen relevant sind (z.B. Odonata, Megaloptera) (WOGRAM 2010; GERGS et al. 2011; RICO et al. 2015), für eine belastbare Auswertung ausreichte, ist es erstrebenswert, die MDDs für diese Taxa zu verkleinern. Die Größe der MDD hängt u.a. von der Anzahl der Replikate ab sowie der inhärenten Variabilität zwischen den Replikaten und dem Probenentnahmefehler (BROCK et al. 2014). Da die Anzahl der Replikate bei Mesokomos-Studien aus praktischen Gründen stark limitiert ist, empfehlen BROCK et al. (2014) die Methoden zur Probenentnahme (z.B. durch habitatspezifische Beprobung) zu optimieren, um die Anzahl der Individuen pro Probenentnahme zu erhöhen und dadurch die MDD zu verringern. Ansonsten können die Testorganismen für die Auswertung taxonomisch oder nach bestimmten Eigenschaften (Ökologie, Sensitivität) gruppiert werden, um die statistische Stärke zu erhöhen (LIESS & BEKETOV 2011; BROCK et al. 2014). Bei dieser Vorgehensweise muss aber beachtet werden, dass bei Invertebraten das eigentliche Schutzziel in der Umweltrisikobewertung von PSM die Population (Ansammlung von Individuen einer Art) ist (EFSA 2010, 2013).

Tab 36: Vergleich zwischen den Testdurchläufen I, II und III. Makrozoobenthos: Gesamtabundanz, Diversität, Ähnlichkeitsmaße und Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014). Verschiedene Buchstaben zeigen signifikante Unterschiede in paarweisen t-Tests an ($p < 0.05$).

Destr.: destruktive Auswertung. E: Ephemeroptera, P: Plecoptera, T: Trichoptera.

	I (destr.) MW (Min-Max)	II (destr.) MW (Min-Max)	III (destr.) MW (Min-Max)	III (nicht destr.) MW (Min-Max)
Diversität				
Anzahl der Taxa insgesamt	32	46	75	35
Anzahl der Taxa pro Probenentnahme	19 ^a (14-21)	23 ^b (18-27)	33 ^c (26-42) c	17 ^a (14-23)
Anzahl der EPT-Taxa pro Probenentnahme	4 ^a (3-8)	5 ^b (3-8)	12 ^c (10-15)	7 ^d (6-7)
Shannon-Index	1.68 ^a (1.31-2.04)	1.99 ^b (1.62-2.34)	2.84 ^c (2.57-3.14)	2.35 ^d (2.15-2.54)
Artengleichheit	0.58 ^a (0.46-0.68)	0.64 ^b (0.54-0.73)	0.81 ^c (0.73-0.88)	0.83 ^c (0.79-0.88)
Ähnlichkeitsmaße				
Stander	0.96 ^a (0.95-0.98)	0.95 ^{ab} (0.88-0.98)	0.92 ^b (0.89-0.96)	0.94 ^b (0.92-0.96)
Steinhaus	0.76 ^{ab} (0.73-0.81)	0.76 ^{ab} (0.69-0.80)	0.75 ^a (0.70-0.78)	0.79 ^b (0.77-0.83)
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1				
Gesamt	10	16	21	11
Arthropoden	6	14	15	9
EPT-Taxa	E(1),T(1)	E(1),T(4)	E(2), P(2), T(5)	E(1), P(1), T(3)

Eignung der FGMÖ für die Umweltrisikobewertung

Mesokosmos-Studien kommen als fakultative, höherstufige Testverfahren in der prospektiven Risikobewertung von PSM zum Einsatz, wenn in der obligatorischen Grundstufe ein Risiko indiziert worden ist (EFSA 2013). Gegenüber Laborstudien zeichnen sich Freiland-Mesokosmen durch eine höhere ökologische Relevanz und damit durch weniger Unsicherheiten bei der Exploration auf das Freiland aus (OECD 2006; EFSA 2013). Für eine möglichst gute Übertragbarkeit der Ergebnisse aus Studien mit Mesokosmen auf das Freiland ist eine repräsentative Organismengemeinschaft unabdingbar (OECD

2006; DE JONG et al. 2008; EFSA 2013). Zu einer repräsentativen Biozönose gehören die typischen taxonomischen und funktionellen Gruppen sowie die verschiedenen trophischen Ebenen. Außerdem sollten die intrinsische Sensitivität (entscheidend für die Effektschwelle, ETO) und zusätzlich die ökologische Sensitivität (wichtig für die Erholungszeit, ERO) der Organismen berücksichtigt werden (OECD 2006; DE JONG et al. 2008; EFSA 2013). Eine weitere Kernanforderung an eine Mesokosmos-Studie betrifft die statistische Stärke und besteht darin, dass, wenn eine Risikobewertung auf Basis der ETO erfolgen soll, potentielle Effekte auf mindestens acht Populationen sensitiver Taxa statistisch erfassbar sein sollen und bei der ERO potentielle Effekte auf mindestens acht Populationen von Taxa mit besonders hoher Vulnerabilität. Zusätzlich zu den Effekten auf die Biozönose sollen in Mesokosmen auch die Auswirkungen auf Ökosystemfunktionen analysiert werden können (EFSA 2013). Neben der Primärproduktion gehört der Abbau von organischer Substanz zu den zentralen Ökosystemfunktionen eines Fließgewässers (VANNOTE et al. 1980; WALLACE et al. 1997).

Makrozoobenthos

Taxonomische Zusammensetzung und Diversität des Makrozoobenthos

Im Makrozoobenthos der FGMÖ waren dieselben Ordnungen vorhanden wie in den Referenzbächen oder wie sonst üblicherweise in Bächen in der Nachbarschaft von Agrarflächen vorgefunden werden (BIGGS et al. 2007; WOGRAM 2010). Die einzige Ausnahme stellten Heteroptera dar, die nicht in den FGMÖ vorkamen. Sowohl in den FGMÖ als auch in den im Rahmen dieser Arbeit analysierten Referenzbächen gehörten die meisten Taxa im Makrozoobenthos zu den Arthropoden (vor allem Insekten). Diese Beobachtung stimmt mit Untersuchungen von anderen Bächen in Agrarlandschaften überein (BIGGS et al. 2007; WOGRAM 2010). Nach destruktiver Auswertung übertraf die Diversität des Makrozoobenthos in den FGMÖ die Artenvielfalt in den untersuchten Referenzbächen, nach nicht destruktiver Auswertung war statistisch kein Unterschied zwischen den FGMÖ und den Referenzbächen festzustellen. Die Diversität der in dieser Arbeit untersuchten Referenzbäche lag in dem Bereich, der für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften typisch ist (15-27 Taxa) (WILLIAMS et al. 2004; BIGGS et al. 2007; DAVIES et al. 2008; BAUMGARTNER & ROBINSON 2015). Dass die Gruppe des Makrozoobenthos in den FGMÖ diverser war als in einzelnen natürlichen Gegenparts ist für eine Risikobewertung von PSM (und anderen Chemikalien) nicht nachteilig, da nicht nur die biologische Vielfalt in einem einzelnen Referenzbach geschützt werden soll, sondern die Artenvielfalt in allen Fließgewässern (EU 2000, 2009; EFSA 2013). Solange nicht die Gruppe der Heteroptera die gegenüber der Testsubstanz deutlich sensitivste Organismengruppe ist, haben ökotoxikologische Untersuchungen mit den in dieser Arbeit entwickelten FGMÖ demnach in Bezug auf die taxonomische Zusammensetzung und die Diversität des Makrozoobenthos eine hohe Aussagekraft für Bäche in Agrarlandschaften. Das gilt auch, wenn das Makrozoobenthos nicht destruktiv ausgewertet wird.

Funktionelle Gruppen und trophische Ebenen des Makrozoobenthos

Die ökologische Funktion von Makroinvertebraten in Fließgewässern wird über ihren Ernährungstyp bestimmt (CUMMINS & KLUG 1979; WALLACE & WEBSTER 1996). Im dritten Testdurchlauf waren in den FGMÖ alle Ernährungstypen vorhanden, die in den untersuchten Referenzbächen vorkamen. Die untersuchten Referenzbäche wiederum spiegelten die für Fließgewässer typische Zusammensetzung wider (CUMMINS & KLUG 1979; WALLACE & WEBSTER 1996). Wie es für Fließgewässer der Ordnungen 1-3 der Regelfall ist, dominerten die Sammler/Sedimentfresser und Zerkleinerer (VANNOTE et al. 1980).

Auch die Anteile der übrigen Ernährungstypen waren in den FGMÖ und den Referenzbächen bis auf die Gruppe der Filtrierer sehr ähnlich. Durch die Aufnahme von feinen suspendierten organischen Partikeln übernehmen Filtrierer zwei ökologische Funktionen in einem Fließgewässer: Zum einen entfernen sie diese Partikel aus dem Wasser, zum anderen versorgen sie Detrivore durch die Abgabe von Fäzes mit größeren Partikeln (WALLACE & WEBSTER 1996). Allerdings entfernen Filtrierer in den meisten Fließgewässern nur eine sehr geringe Menge an suspendierten Partikeln aus dem Wasser, für die Sedimentation der suspendierten Partikel sind hauptsächlich andere Prozesse verantwortlich (WALLACE et al. 1977; WALLACE & MERRITT 1980; MONAGHAN et al. 2001). Außerdem wies der repräsentative Anteil der detrivoren Organismen in den FGMÖ darauf hin, dass das reduzierte Vorkommen an Filtrierern keine negativen Auswirkungen auf die Versorgung dieses Ernährungstyps hatte. Deshalb kann davon ausgegangen werden, dass der geringere Anteil der Filtrierer keinen wesentlichen Einfluss auf die entsprechenden Stoffflüsse in den FGMÖ hatte.

Aus der Präsenz der verschiedenen funktionellen Gruppen innerhalb des Makrozoobenthos folgt, dass das charakteristische benthische Nahrungsnetz (abgesehen von Vertebraten wie Fischen) von Fließgewässern in den FGMÖ ausgebildet war (CUMMINS 1973, 1974). Bei der ökotoxikologischen Risikobewertung ist ein repräsentatives Nahrungsnetz von Bedeutung, wenn indirekte Effekte auf das Nahrungsnetz analysiert werden sollen. Ein entsprechender indirekter Effekt tritt beispielsweise auf, wenn die Abundanz eines Prädatoren durch direkte toxische Effekte der Testsubstanz reduziert wird und als Konsequenz die Populationsdichten seiner Beuteorganismen ansteigt (BROCK et al. 2000b).

Intrinsische Sensitivität der Makrozoobenthos-Taxa

Für die Ableitung einer ökologischen Effektschwelle (ETO) aus einer Mesokosmos-Studie im Rahmen einer ökotoxikologischen Risikobewertung von PSM ist die Präsenz von Taxa mit hoher intrinsischer Sensitivität entscheidend (EFSA 2013). Die Menge an Arthropoden- und EPT-Taxa war in dieser Studie für FGMÖ ungewöhnlich hoch, wie der Vergleich mit anderen FGMÖ-Studien zeigt (LIESS & BEKETOV 2011; MOHR et al. 2012; WIECZOREK et al. 2016). Sowohl für Arthropoden-Taxa als auch für Taxa, die auf bestimmte Insektizidklassen ausgesprochen empfindlich reagieren, galt, dass ihr relativer Anteil an der Makrozoobenthos-Artengemeinschaft in den FGMÖ für die untersuchten Referenzbäche repräsentativ war. Die absolute Anzahl sensibler Taxa pro Probenentnahme war in den FGMÖ unabhängig von der Insektizidklasse sogar signifikant höher als in den Referenzbächen und übertraf die Vorgabe der EFSA, dass in einer Mesokosmos-Studie zur Umweltrisikobewertung mindestens acht sensitive Taxa präsent sein sollen (EFSA 2013). Demzufolge waren in den FGMÖ ausreichend sensitive Taxa vorhanden, um eine adäquate Umweltrisikobewertung für Insektizide in Bächen in Agrarlandschaften durchzuführen.

Erholungspotential und Vulnerabilität der Makrozoobenthos-Taxa

Die Erholung von Populationen, Organismengemeinschaften oder ganzen Ökosystemen nach einer Schadstoffexposition spielt in der Umweltrisikobewertung generell eine große Rolle (LIESS et al. 2005; KATTWINKEL et al. 2012; GERGS et al. 2016) und kann auch im Zuge der prospektiven Risikobewertung von PSM bei der Auswertung von Mesokosmos-Studien berücksichtigt werden (BROCK et al. 2006; EFSA 2013). Die Zeitspanne, die für eine vollständige Erholung einer Population benötigt wird, hängt von internen (z.B. Vermehrung) und externen Prozessen (z.B. Zuwanderung) ab (KATTWINKEL et al. 2012; RICO & VAN DEN BRINK 2015).

Interne Erholung

Der Voltinismus ist ein Schlüsselparame-ter für das interne Erholungspotential einer Population (GERGS et al. 2011; RICO et al. 2015). Die Zusammensetzung der unterschiedlichen Ausprägungen des Voltinismus innerhalb der Arten des Makrozoobenthos war in den FGMÖ und den Referenzbächen sehr ähnlich: Es dominierten die univoltinen Organismen, etwa ein Drittel war bi- multivoltin und ein kleiner Anteil semivoltin. Die gleiche Verteilung wurde auch in weiteren kleinen Fließgewässern in Agrarlandschaften vorgefunden (BROCK et al. 2010b; WOGRAM 2010; GERGS et al. 2011). In der Studie von GERGS et al. (2011) wurden Daten von Bächen in drei unterschiedlichen geographischen Regionen Deutschlands berücksichtigt und es zeigte sich, dass 55-68% der Arten univoltin waren, 7-12% semivoltin und der Rest bi- bis multivoltin. In den von WOGRAM (2010) beschriebenen Bächen in Niedersachsen waren 61% der Makrozoobenthos-Arten univoltin, 23% bi- bis multivoltin und 16% semivoltin. In landwirtschaftlichen Endwässerungsgräben mit relativ hoher Biodiversität in den Niederlanden waren 52% der Makrozoobenthos-Arten univoltin und 3.2% semivoltin (BROCK et al. 2010b). Diese Beobachtungen zeigen, dass die Zusammensetzung des Makrozoobenthos in den FGMÖ in Bezug auf den Voltinismus für ein breites Spektrum an Bächen in Agrarlandschaften charakteristisch war. Für ökotoxikologische Untersuchungen mit den FGMÖ bedeutet das: Die interne Erholung von Makrozoobenthos-Populationen nach Schadstoffexposition wird in den FGMÖ realitätsnah dargestellt.

Externe Erholung

Die externe Erholung von Makrozoobenthos-Populationen in Bächen kann durch Zuwanderung über die Wasserphase (aktives Schwimmen und passive Drift) oder bei flugfähigen Lebensstadien über den Landweg stattfinden (NIEMI et al. 1990; BILTON et al. 2001; RICO & VAN DEN BRINK 2015). Der Anteil der Taxa mit ausgeprägter Flugfähigkeit (hohes Erholungspotential durch Zuflug auch über weitere Strecken) war in den FGMÖ etwas niedriger als in den Referenzgewässern und der Anteil der Taxa mit schwacher Flugfähigkeit (geringes Erholungspotential durch Zuflug ausschließlich über kurze Distanzen) genauso groß. Bei Versuchen mit den FGMÖ können flugfähige Organismen aus den unbelasteten Kontrollen zur Erholung in behandelten FGMÖ beitragen und zusätzlich welche aus den Entwässerungsgräben in der Umgebung des Versuchsgeländes. Demnach kann die externe Erholung von Makrozoobenthos-Populationen über Zuflug bei den FGMÖ bis zu einem gewissen Umfang abgebildet werden.

Die externe Erholung von Populationen über die Wasserphase kann bei den FGMÖ nicht erfolgen, da es sich um geschlossene Systeme handelt. Es kann aber davon ausgegangen werden, dass Langzeiteffekte auf nicht mobile Organismen, die in den FGMÖ beobachtet werden, auch im Freiland wiederzufinden sind. Deshalb ist es interessant, dass der Anteil der Taxa, die keine typischen Schwimmer sind, und der Taxa, die nur selten in der organismischen Drift vorzufinden sind, in den FGMÖ genauso groß war wie in den Referenzbächen. Hinsichtlich der externen Erholung über die Wasserphase stellen Versuche mit den FGMÖ dementsprechend Worst-Case Szenarien nach.

Ökologisch sensitive Makrozoobenthos-Taxa

Taxa mit hoher Vulnerabilität (große physiologische Empfindlichkeit in Kombination mit geringem Erholungspotential) sind besonders anfällig für Langzeiteffekte nach einer Schadstoffexposition (LIESS & VON DER OHE 2005; BEKETOV et al. 2008). Aus diesem Grund haben sie bei einer Risikobewertung, die auf der Erholungszeit nach Schadstoffexposition fußt (ERO), eine zentrale Bedeutung (KATTWINKEL et al. 2012; BROCK 2013). Ein ausreichendes Vorkommen von Taxa mit hoher Vulnerabilität ist die Voraussetzung dafür, dass eine protektive ERO-RAC aus einer Mesokosmos-Studie abgeleitet werden

kann (BROCK et al. 2010a; EFSA 2013). Die Anzahl der Taxa mit hoher Vulnerabilität (SPEAR-Taxa) pro Probenentnahme war in den FGMÖ nach destruktiver Auswertung unabhängig von der Insektizidklasse fast doppelt so hoch und nach nicht destruktiver Auswertung genauso groß wie in den Referenzbächen. Daraus wird ersichtlich, dass bei beiden Auswertungsmethoden das Risiko für Makrozoobenthos-Taxa mit hoher Vulnerabilität in Versuchen mit den FGMÖ gegenüber Bächen in Agrarlandschaften nicht unterschätzt wird.

Statistische Stärke des Makrozoobenthos

Im Leitfaden der EFSA zur aquatischen Risikobewertung von PSM wird gefordert, dass in einer Mesokosmos-Studie für die Ableitung der ökologischen Effektschwelle (ETO) bei mindestens acht sensitiven Taxa eine statistisch belastbare Auswertung möglich sein soll, und für die Variante, in der die Erholungszeit berücksichtigt wird (ERO), bei mindestens acht Taxa mit hoher Vulnerabilität (EFSA 2013). Insbesondere die Vorgaben für die Taxa mit hoher Vulnerabilität zu erfüllen, gehört zu den größten Herausforderungen für Mesokosmos-Testsysteme (WIECZOREK et al. 2016). Dass auch in den im Rahmen dieser Arbeit untersuchten Referenzbächen je nach Insektizidklasse nur 5.8-8.6 Taxa mit hoher Vulnerabilität pro Probenentnahme gefunden wurden, unterstreicht diese Aussage. Nach destruktiver Auswertung wurden die Anforderungen für die ETO für alle fünf berücksichtigten Insektizidklassen erfüllt (11-16 Taxa). Darüber hinaus wurde den Vorgaben für die ERO bei vier von fünf Insektizidklassen entsprochen (jeweils 10 SPEAR-Taxa, außer 7 SPEAR-Taxa bei Neonicotinoiden). Nach nicht destruktiver Auswertung war die statistische Stärke ausreichend für eine belastbare ETO-Bewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung (11 Taxa). Das galt auch für die Insektizidklassen Carbamate, Organophosphate und Organochlorine (9-10 Taxa), jedoch nicht für Pyrethroide und Neonicotinoide (je 7 Taxa). Des Weiteren hätten nach nicht destruktiver Auswertung potentielle Effekte auf 4-7 Taxa mit hoher Vulnerabilität statistisch zuverlässig analysiert werden können. Zusammenfassend lässt sich festhalten, dass generell die statistische Stärke der FGMÖ den Vorgaben der EFSA folgend (EFSA 2013; BROCK et al. 2014) nach destruktiver Auswertung des Makrozoobenthos bei einer Effektbewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung für die Ableitung einer ETO-RAC und ERO-RAC genügte und nach nicht destruktiver Auswertung für die Ableitung einer ETO-RAC.

Vergleich mit statischen Mesokosmen

Die Diversität des Makrozoobenthos war in den statischen Mesokosmen signifikant kleiner als in den FGMÖ. Diese Aussage traf auch auf die Anzahl der sensitiven Makrozoobenthos-Taxa und die Menge an Makrozoobenthos-Taxa mit besonders hoher Vulnerabilität zu. Typische Bachbewohner wie Plecopteren waren in den statischen Mesokosmen erwartungsgemäß nicht vorhanden. Die statistische Stärke der statischen Mesokosmen für die Auswertung des Makrozoobenthos fiel ebenfalls deutlich geringer aus als bei den FGMÖ. Je nach Insektizidklasse wäre lediglich bei zwei bis fünf sensitiven Makrozoobenthos-Taxa eine statistisch belastbare Effektbewertung möglich gewesen und bei maximal zwei Taxa mit hoher Vulnerabilität (nicht destruktive Auswertung). In zwei der drei statischen Mesokosmen war die statistische Stärke bei drei bzw. vier Insektizidklassen für kein einziges SPEAR-Taxon ausreichend. Die Gegenüberstellung der beiden Testsysteme verdeutlicht, dass sich die FGMÖ für eine Risikobewertung von Insektiziden für das Makrozoobenthos wesentlich besser eignen als statische Mesokosmen.

Primärproduzenten

Makrophyten sind bei ökotoxikologischen Untersuchungen mit Insektiziden von Bedeutung, da sie das Umweltverhalten und die Bioverfügbarkeit beeinflussen können (LEISTRA et al. 2004; BROGAN & RELYEA 2013; ELSAESSER et al. 2013; STANG et al. 2014). Der Deckungsgrad der Makrophyten war in den FGMÖ etwas geringer als in einem für Agrarlandschaften typischen Bach, wie er von WOGRAM (2010) charakterisiert wurde (25% Deckungsgrad). Wenn bekannt ist, dass die Testsubstanz an Makrophyten adsorbiert, sollte die Makrophytendichte in den FGMÖ je nach gewünschtem Szenario entsprechend angepasst werden. Im dritten Testdurchlauf waren in den FGMÖ vier Makrophyten-Arten vorhanden, während WILLIAMS et al. (2004) durchschnittlich sieben Arten in Bächen in Agrarlandschaften gefunden haben. Für die Effektbewertung von Insektiziden ist die Anzahl der Makrophyten-Arten nicht ausschlaggebend. Gewisse Makrophyten-Spezies können aber verwendet werden, um die Diversität und die Abundanz der Makroinvertebraten zu erhöhen (GREGG & ROSE 1982; ROOKE 1984; HASSALL et al. 2011).

Die Menge an suspendierten Algen übertraf in den FGMÖ teilweise die für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften typischen Frühjahrpeaks (BREUER et al. 2016). Eine verstärkte Algenentwicklung in Kreislaufsystemen ist wegen der langen Verweildauer des Wassers nichts Ungewöhnliches. Die Messung der physikochemischen Wasserparameter bestätigte jedoch, dass das erhöhte Vorkommen der suspendierten Algen keine substantziellen negativen Auswirkungen auf die Wasserqualität hatte. Die Periphytondichte in den FGMÖ lag im Bereich von Bachläufen in Agrarlandschaften im Zeitraum von Mai bis Juni (BREUER et al. 2016). Die Zusammensetzung der Algen-Farbklassen zeigte sowohl in den suspendierten Algen als auch im Periphyton im Vergleich zu natürlichen Bächen keinerlei Auffälligkeiten (ARTMANN et al. 2003; BREUER et al. 2016). Da bei Studien mit Mesokosmen zur Effektbewertung von Insektiziden der Fokus nicht auf den Primärproduzenten liegt (EFSA 2013), ist es bei solchen Experimenten ausreichend, für die Algen Summenparameter wie den Chlorophyllgehalt und die Zusammensetzung der Farbklassen zu erfassen.

Abbau von organischem Material

In Fließgewässern sind am Verwertungsprozess von organischer Substanz vor allem Mikroorganismen und Makroinvertebraten (Zerkleinerer) beteiligt (BALDY et al. 1995; ABELHO 2001). Innerhalb der Zerkleinerer gehören Gammariden zur wichtigsten Organismengruppe (CUMMINS & KLUG 1979). Mithilfe des Gammariden-Bioassays können in den FGMÖ akute Effekte auf diese Schlüsselart mit einer großen statistischen Stärke erfasst werden. Die mikrobiellen Abbauraten von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) zeigten ebenfalls eine sehr geringe Variabilität zwischen den FGMÖ. Allerdings unterschied sich die mikrobielle Abbaurate von Blättern in den FGMÖ signifikant von den Referenzbächen, auch wenn die abweichenden Wassertemperaturen berücksichtigt wurden. Der mikrobielle Abbau organischer Substanz in Fließgewässern wird neben der Wassertemperatur von weiteren Umweltparametern wie der Sauerstoffkonzentration, dem Nährstoffgehalt und dem pH-Wert beeinflusst (ABELHO 2001; YOUNG et al. 2008; TANK et al. 2010). Der Sauerstoffgehalt und der pH-Wert des Wassers waren in den FGMÖ signifikant höher als in den Referenzbächen. MEDEIROS et al. (2009) haben nachgewiesen, dass sich die mikrobielle Abbaurate signifikant verringert, wenn der Sauerstoffgehalt unter 76% fällt. Doch der Sauerstoffgehalt sowohl in den Referenzbächen als auch in den FGMÖ war durchgehend >76%, was den Sauerstoffgehalt als entscheidenden Faktor für die abweichenden Abbauraten unwahrscheinlich macht. Im sauren Milieu ist der mikrobielle Abbau von Blättern langsamer als in neutral-alkalischem (MULHOLLAND et al. 1987; JENKINS & SUBERKROPP 1995;

SUBERKROPP & CHAUVET 1995). Weil jedoch FGMÖ und Referenzbäche neutral bis leicht alkalisch waren, bleibt unklar, wie groß der Einfluss der unterschiedlichen pH-Werte auf die mikrobielle Abbaurrate war.

Ein Blick in die Literatur zum mikrobiellen Abbau von Blättern der Schwarz-Erle führt zu der Erkenntnis, dass es auch in natürlichen Bächen große Unterschiede gibt (BALDY & O. GESSNER 1997; GULIS et al. 2006; SCHLIEF & MUTZ 2009) und die mikrobiellen Abbauraten in den FGMÖ nicht untypisch für natürliche Bäche waren: In kleinen Fließgewässern in Südeuropa (CANHOTO & GRACA 1996; MARTINEZ et al. 2014) und Süddeutschlands (FERNÁNDEZ et al. 2015) glichen die entsprechenden Abbauraten denen in den FGMÖ.

Da die Abbaurrate von Blättern als ein guter Indikator für den Zersetzung von organischer Substanz in Fließgewässern gilt (YOUNG et al. 2008), können mit den gewählten Methoden in den FGMÖ Effekte auf diesen zentralen Prozess präzise untersucht werden und anhand dessen abgeschätzt werden, ob das spezifische Schutzziel für Mikroorganismen, der Erhalt ihrer Funktion im Ökosystem (EFSA 2013), erreicht wird. Nachteilig an der Messung der mikrobiellen Abbaurrate anhand des Gewichtsverlusts von Blättern sind die langen Messintervalle, die verhindern, dass eine Erholung innerhalb einer Versuchsdauer von zehn bis zwölf Wochen erfasst werden kann. Die Analyse des mikrobiellen Blattabbaus könnte durch Methoden mit einer höheren zeitlichen Auflösung ergänzt werden, wie der Messung der Sauerstoffzehrung (GRACA & ABELHO 2005; SCHLIEF & MUTZ 2009) oder der Aktivität von mikrobiellen Enzymen (HENDEL et al. 2005; MANSFIELD 2005; SUBERKROPP 2005; ZIMMER 2005).

Einschränkung bei der Übertragung von Ergebnissen auf das Freiland

Als geschlossene Testsysteme können die FGMÖ einige Aspekte von natürlichen Fließgewässern nicht abbilden. Neben der fehlenden Zuwanderung von Organismen über die Wasserphase trifft das bei ökotoxikologischen Experimenten auch auf das Expositionsszenario einer Testsubstanz zu. In kleinen Fließgewässern am Rande von behandelten Anbauflächen werden häufig Pestizidbelastungen mit kurzem Zeitfenster („gepulste Exposition“) beobachtet, die wenige Stunden bis mehrere Tage dauern können (LEU et al. 2004; RABIET et al. 2010; SANGCHAN et al. 2012). Die fehlende Verdünnung in geschlossenen FGMÖ kann bei in der Wasserphase persistenten Substanzen zu unnatürlich langen Expositionsszenarien führen, die eine potentielle Erholung verzögern können. In einem solchen Fall würde die Effektdauer in den FGMÖ im Vergleich zu natürlichen Fließgewässern überschätzt werden.

Mesokosmen können immer nur eine mögliche Variante ihres natürlichen Gegenparts simulieren. Unterschiede in der Ökologie verschiedener Fließgewässertypen oder -abschnitte sollten in der Umweltrisikobewertung z.B. mit Bewertungsfaktoren adressiert werden.

In einem Modellökosystem können nicht alle in natürlichen Fließgewässern vorkommenden Arten erfasst werden. Stützt sich die Risikobewertung jedoch auf Arten, die stellvertretend für realistische Worst-Case Szenarien stehen, wird ein Großteil der Biozönose geschützt. RICO et al. (2015) schlagen die Schlammfliege *Sialis lutaria* als eine solche Stellvertreterart in realitätsnahen ökologischen Worst-Case Szenarien für Pyrethroide in den Niederlanden vor. Die statistische Stärke für *S. lutaria* war im zweiten Testdurchlauf dieser Arbeit für eine zuverlässige statistische Auswertung ausreichend, jedoch nicht im ersten oder dritten. Sollte ein Worst-Case Szenario mit *S. lutaria* in den FGMÖ simuliert werden, könnte die statistische Stärke dieser Art durch eine Ausweitung ihres bevorzugten Habitats und dessen gezielte Auswertung vergrößert werden (BROCK et al. 2014). Bleibt anzumerken, dass dem Anspruch eines realitätsnahen ökologischen Worst-Case Szenarios für Insektizide durch die hohe Anzahl an SPEAR-Taxa in den FGMÖ auch ohne *S. lutaria* ausreichend Rechnung getragen wird.

Weitere einschränkende Gesichtspunkte bei der Umweltrisikobewertung mit den FGMÖ sind: Die für Fließgewässer typischen Uferbereiche und der Anschluss an das Grundwasser über das Interstitial fehlen den FGMÖ. Folgerichtig können keine Effekte auf Land-Wasser-Austauschprozesse oder Vorgänge, die sich zwischen Fließgewässer und Grundwasser abspielen, beobachtet werden. Die FGMÖ enthalten im Gegensatz zu natürlichen Fließgewässern keine Fische oder andere Vertebraten. Deshalb muss die Risikobewertung für aquatische Vertebraten auf anderen Wegen vollzogen werden (so wie es in der prospektiven Risikobewertung von PSM auch vorgesehen ist (EFSA 2013)).

Fazit

Mit der Verwendung des neuen Prototyps mit Schaufelradantrieb erfüllten die FGMÖ im dritten Testdurchlauf die Kernanforderungen an eine Mesokosmos-Studie zur Effektbewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung. In den FGMÖ war eine für kleine Fließgewässer in Agrarlandschaften repräsentative Makrozoobenthos-Gemeinschaft unter Berücksichtigung der für die Risikobewertung relevanten Aspekte vorhanden. Außerdem entsprachen die FGMÖ den Vorgaben der EFSA an die statistische Stärke für die ETO-Variante sowohl nach destruktiver als auch nach nicht destruktiver Auswertung des Makrozoobenthos und für die ERO nach destruktiver Auswertung. Der Vergleich mit statischen Mesokosmen zeigte, dass Effekte auf das Makrozoobenthos (inklusive EPT-Taxa) in den FGMÖ wesentlich präziser analysiert werden können und damit die Unsicherheiten bei der Übertragung von Ergebnissen aus Mesokosmos-Studien auf kleine Fließgewässer durch den Einsatz der FGMÖ anstelle von statischen Mesokosmen deutlich reduziert werden können.

Dem Leitfaden der EFSA folgend (EFSA 2013), haben die FGMÖ mit den erfassten Endpunkten (vor allem Makrozoobenthos und mikrobieller Abbau organischer Substanz) auch für die Effektbewertung von Fungiziden und anderen Substanzen mit genereller biozider Wirkung eine hohe ökologische Aussagekraft. Die Aussagekraft der FGMÖ für die Risikobewertung von Herbiziden müsste anhand einer detaillierten Betrachtung der Algen und Makrophyten noch überprüft werden.

Die bisherige Analyse der Eignung der FGMÖ für die Umweltrisikobewertung basiert auf Daten von unbelasteten Replikaten in Kombination mit Erfahrungswerten aus der Literatur. Mithilfe einer Pilotstudie zur Effektbewertung einer Testsubstanz sollten im zweiten Teil dieser Arbeit weitere wertvolle Erkenntnisse in diesem Zusammenhang gewonnen werden.

Teil B

-

Pilotstudie mit dem
Tierarzneimittel Ivermectin

B Pilotstudie mit dem Tierarzneimittel Ivermectin

B Einleitung

Innerhalb der Tierarzneimittel (TAM) werden Medikamente, die gegen Parasiten eingesetzt werden, aufgrund ihres Wirkmechanismus als besonders umweltgefährdend eingeschätzt (CVMP 2000; BOXALL et al. 2003a; CVMP 2005; KOOLS et al. 2008a). Ivermectin ist ein Antiparasitikum, das hauptsächlich bei Rindern, Schafen, Schweinen und Pferden eingesetzt wird und nach seiner Markteinführung in den frühen 80er Jahren zum am meisten verwendeten Antiparasitikum wurde (CAMPBELL et al. 1983; CAMPBELL 1993). Ivermectin gehört zu den makrozyklischen Laktone und verfügt über ein breites Wirkspektrum gegen endo- und ectoparasitische Nematoden, Insekten, Milben und Zecken (CAMPBELL et al. 1983; CAMPBELL 1993). Der Wirkmechanismus von Ivermectin beruht auf einer selektiven Bindung an die Glutamat-aktivierten Chloridkanäle in Nerven- und Muskelzellen von Invertebraten, wodurch diese Kanäle irreversibel geöffnet werden, was zu einer Lähmung der Muskulatur führt. Außerdem beeinflusst Ivermectin die GABA-Rezeptoren von Chloridkanälen, die im peripheren Nervensystem von Invertebraten und im zentralen Nervensystem von Wirbeltieren vorkommen (CAMPBELL 1993; WOLSTENHOLME & ROGERS 2005; OMURA 2008). Da Vertebraten keine Glutamat-aktivierten Chloridkanäle besitzen und makrozyklische Laktone durch die Blut-Hirn-Schranke abgehalten werden, ist Ivermectin kaum toxisch für Säugetiere und damit ist eine sichere Anwendung in der Tierhaltung gewährleistet (OMURA 2008).

Negative Auswirkungen auf die Umwelt durch die Anwendung von Ivermectin wurden schon früh erkannt, als erstmals Effekte auf die Dungfauna und den Abbau von Dung nachgewiesen wurden (WALL & STRONG 1987; MADSEN et al. 1990; LUMARET et al. 1993). Ivermectin wird in Tieren kaum metabolisiert, der Großteil wird unverändert innerhalb weniger Tage hauptsächlich über den Kot ausgeschieden. Danach folgt eine gedehnte Eliminierungsphase, die sich über mehrere Wochen hinziehen kann (LUMARET et al. 1993; FLOATE et al. 2005; GONZÁLEZ CANGA et al. 2009). Durch das Ausbringen von Gülle aus intensiver Landwirtschaft auf Agrarflächen oder durch die direkte Exkretion von Weidetieren gelangt Ivermectin in die Umwelt (KÖVECSES & MARCOGLIESE 2005). Da Ivermectin eine sehr hohe Affinität zum Boden und zu Partikeln aufweist (HALLEY et al. 1989; HALLEY et al. 1993; KROGH et al. 2009), werden nur geringe Mengen an Ivermectin durch abfließendes Wasser in Oberflächengewässer verfrachtet (KÖVECSES & MARCOGLIESE 2005; FERNANDEZ et al. 2011). Eine gewichtigere Rolle kann der Eintrag durch Bodenerosion über an Partikel gebundenes Ivermectin spielen. Die Gefahr der Bodenerosion ist am höchsten, wenn sich am wenigsten Pflanzen auf dem Feld befinden, was nach der Ernte oder vor der Aussaat der Fall ist. Diese Zeitfenster überschneiden sich mit dem Zeitraum, in dem viele Tiere mit Ivermectin behandelt werden und Landwirte Gülle ausbringen dürfen (KÖVECSES & MARCOGLIESE 2005; LIEBIG et al. 2010).

Die höchsten Konzentrationen in der aquatischen Umwelt werden erwartet, wenn Weidetiere mit Zugang zu Oberflächengewässern Ivermectin direkt ins Wasser ausscheiden (KÖVECSES & MARCOGLIESE 2005; LIEBIG et al. 2010). Je nach Anwendungsmethode von Ivermectin (oral, subkutan, topisch), Tierart und PEC-Berechnungsmodell werden maximale Konzentrationen in Oberflächengewässern von 6,2-60 ng/L erwartet (MONTFORTS et al. 2004; SANDERSON et al. 2007; LIEBIG et al. 2010). Im Wasser angekommen, zeigt Ivermectin eine kurze Verweildauer: Nach wenigen Tagen ist Ivermectin größtenteils aus der Wasserphase verschwunden (LÖFFLER et al. 2005; SANDERSON et al. 2007; BOONSTRA et al. 2011). Denn Ivermectin adsorbiert im Wasser stark an (organische) Partikel und ans

Sediment (LÖFFLER et al. 2005; SANDERSON et al. 2007). Zudem wird es schnell photolytisch abgebaut (Halbwertszeit im Sommer: ≤ 0.5 d) (HALLEY et al. 1993).

Ivermectin ist für aquatische Invertebraten sehr toxisch, insbesondere für Arthropoden (LIEBIG et al. 2010). In akuten Labortests mit *Daphnia magna* wurden Effekte bei wenigen Nanogramm beobachtet (HALLEY et al. 1989; GARRIC et al. 2007), in chronischen bei 0.001 ng/L (HALLEY et al. 1993; GARRIC et al. 2007; LOPES et al. 2009). Die hohe Empfindlichkeit von aquatischen Arthropoden wurde in Versuchen mit statischen Modellökosystemen bestätigt (SANDERSON et al. 2007; BOONSTRA et al. 2011). Bei einer nominalen Konzentration von 30 ng/L (gemessen 19 ng/L) wurden deutliche Effekte auf Crustacea und Ephemeroptera beobachtet (SANDERSON et al. 2007). Da die Effektkonzentrationen von Ivermectin im Bereich der zu erwartenden Umweltkonzentrationen liegen, ist von einem hohen Risiko für aquatische Organismen durch die Anwendung von Ivermectin in der Tierhaltung auszugehen (LIEBIG et al. 2010). Ferner war Ivermectin in einer vergleichenden Studie zur Abschätzung des Umweltrisikos von 48 gängigen TAM eine der vier Substanzen, deren Risiko für aquatische Ökosysteme als besonders hoch eingestuft wurde (DI NICA et al. 2015).

Zwar gibt es umfangreiches Datenmaterial zur aquatischen Ökotoxizität von Ivermectin (LIEBIG et al. 2010), doch dieses bezieht sich vor allem auf Stillgewässerarten. Die Auswirkungen von Ivermectin auf das Ökosystem *kleines Fließgewässer* und seine Bewohner wurden noch nicht untersucht. Ziel dieser Studie war zu überprüfen, ob bei den zu erwartenden Umweltkonzentrationen von Ivermectin Effekte auf die Struktur oder die Funktionen des Ökosystems *kleines Fließgewässer* auftreten können. Für die Studie wurde das FGMÖ-Testsystem auf neun FGMÖ erweitert und die Versuchsanlage mit einem wasserdurchlässigen Sonnensegel überdacht (Abb. 23). In acht FGMÖ wurden die Effekte von Ivermectin auf Makroinvertebraten und Algen sowie die Primärproduktion und den Abbau organischer Substanz untersucht, in einem weiteren das Umweltverhalten von Ivermectin.



Abb. 23: Versuchsanlage mit neun Fließgewässermodellökosystemen mit Schaufelradantrieb.

B Ergebnisse

Hintergrundparameter

Die Nährstoffgehalte des Wassers waren relativ gering und in allen Replikaten sehr ähnlich. Der Orthophosphat-Gehalt lag bei 0.6 ± 0.12 (Woche 0) und 0.5 ± 0.09 mg/L (Woche 8), der Ammonium-Gehalt bei ≤ 0.1 und < 0.03 mg/L und der Nitrat-Gehalt bei 1.4 ± 0.89 und 2.2 ± 0.57 mg/L. Die Wasserhärte nahm in allen FGMÖ im Laufe des Versuchs von $2.6 \pm 1.16^\circ\text{dH}$ auf $5.3 \pm 1.50^\circ\text{dH}$ zu. Die elektrische Leitfähigkeit des Wassers war über die gesamte Versuchsdauer konstant und lag bei 284 ± 43 $\mu\text{S}/\text{cm}$ an. Die Wassertemperatur war am Anfang der Studie mit $18.5 \pm 0.14^\circ\text{C}$ am höchsten, sank bis zur dritten Woche kontinuierlich auf $12.1 \pm 0.16^\circ\text{C}$ und blieb in der Folgezeit im Bereich zwischen $14.6 \pm 0.19^\circ\text{C}$ und $10.7 \pm 0.09^\circ\text{C}$.

Rückstandsanalytik von Ivermectin

Die Rückstandsanalytik im FGMÖ zur Untersuchung des Umweltverhaltens (FGMÖ_{Fate}) von Ivermectin zeigte, dass die Testsubstanz schnell aus der Wasserphase verschwand (Abb. 24), mit einer Halbwertszeit von 52 h. In den beiden FGMÖ-Replikaten mit der Zielkonzentration 30 ng/L wurden nach 24 h Ivermectin-Konzentration von 20.2 ng/L und 21.2 ng/L gemessen. Auf Basis der im FGMÖ_{Fate} gemessenen Halbwertszeit von Ivermectin im Wasser ($DT_{50} = 52$ h) errechneten sich daraus Anfangskonzentrationen von 27.8 ng/L und 29.2 ng/L. Damit konnte die Zielkonzentration mit einer mittleren Abweichung von 5% bestätigt werden. 24 h nach der Applikation wurden in den FGMÖ-Replikaten mit 5 ng/L als Zielkonzentration 2.2 ng/L und 2.6 ng/L Ivermectin nachgewiesen, woraus sich Startkonzentrationen von 3.1 ng/L und 3.6 ng/L ableiten ließen. Da der Mittelwert der gemessenen Konzentrationen (3.3 ng/L) mehr als 20% von der nominalen Konzentration abwich, wurden die Effekte in dieser Behandlungsgruppe auf den Mittelwert der gemessenen Konzentrationen bezogen.

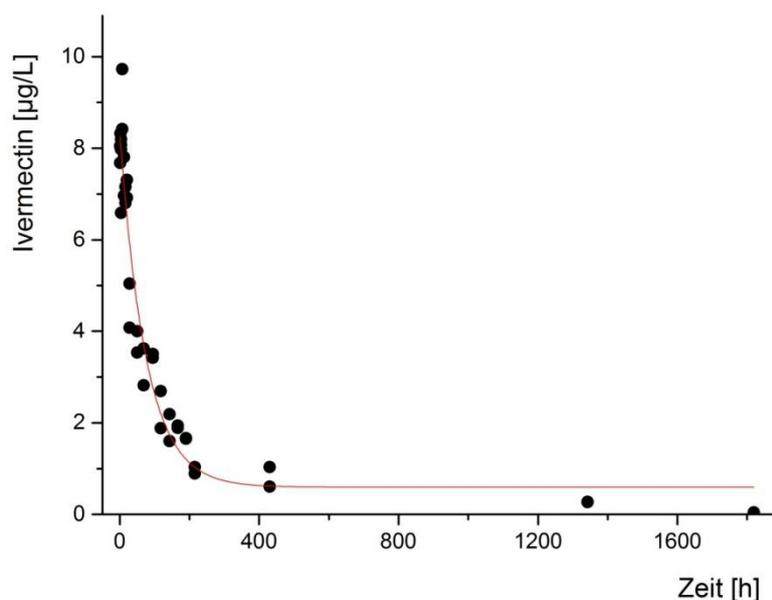


Abb. 24: Gemessene und modellierte Konzentrationen der Testsubstanz Ivermectin im Wasser des Fließgewässermodellökosystems, in das 10 μg Ivermectin/L zur Untersuchung des Umweltverhaltens appliziert wurden.

Im FGMÖ_{Fate} wurde nachgewiesen, dass Ivermectin ans Sediment adsorbierte: An Tag 1 wurde eine Konzentration von 15.8 ng/g und an Tag 2 von 60.6 ng/g gemessen. An Tag 12 lag die Konzentration mit 66.1 ng/g auf dem gleichen Niveau wie an Tag 2 und nach 76 Tagen war sie mit 47.2 ng/g etwas geringer. In den FGMÖ zur Effektbewertung von Ivermectin wurde die Testsubstanz zu keinem Zeitpunkt im Sediment gefunden (bei einer Nachweisgrenze von 1 ng/g).

Organismische Drift

In den Driftnetzen wurden vor allem juvenile Schnecken der Familie Lymnaeidae gefunden, die als schabende Organismen normalerweise substratorientiert leben. Es waren aber auch schwimmende Arten der Coleoptera (z.B. *Ilybius* sp. und *Elmis* sp.), Corixidae (*Sigara falleni* und *Micronecta minutissima*) und Ephemeroptera (*Baetis* sp. und *Ephemerella ignita*) vorhanden. Statistisch signifikante Abweichungen von den Kontrollen wurden weder bei der Gesamtsumme der Individuen (MDD = 57%) noch bei einzelnen Taxa festgestellt (Williams-Test, $p < 0.05$). Die MDDs für *Radix ovata* und *Lymnea stagnalis* (beide Basommatophora) lagen bei jeweils 81%, die MDDs für *Baetis* sp. (Ephemeroptera) bei 90% und für die Ordnung Coleoptera bei 92%.

Makrozoobenthos

In den FGMÖ wurden 40 Makrozoobenthos-Taxa aus neun Klassen und 18 Ordnungen identifiziert (Anhang F). Die mittlere Gesamtabundanz in den Kontrollen entsprach 254 Ind/Probe (ACV: 11%). Das Makrozoobenthos wurde von Arthropoden dominiert (63% der Taxa, 79% der Individuen). Der Großteil der Organismen (62% der Taxa, 70% der Individuen) hatte ein geringes Erholungspotential, aufgrund von langen Generationszeiten und schwach ausgeprägten Fähigkeiten zur Ausbreitung.

Statistische Abweichungen auf der Gemeinschaftsebene des Makrozoobenthos

Die Entwicklung der Gesamtabundanz des Makrozoobenthos in den belasteten FGMÖ verlief parallel zu den Kontrollen, eine signifikante Abnahme wurde ausschließlich an Tag 27 bei 30 ng/L festgestellt (Tab 37). Bei der Anzahl der Taxa pro Probenentnahme gab es zu keinem Zeitpunkt signifikante Abweichungen. Der Shannon-Index war an Tag 12 in den FGMÖ mit 30 ng Ivermectin/L statistisch signifikant erhöht und an Tag 27 und 38 wurden statistisch signifikante Unterschiede festgestellt, bei denen keine Dosis-Wirkungs-Beziehung zu erkennen war. Die einzigen signifikanten Abweichungen bei der Artengleichheit folgten ebenfalls keiner Dosis-Wirkungs-Beziehung. Der SPEAR-Index war bei 30 ng Ivermectin/L an Tag 5 signifikant kleiner als in den Kontrollen.

Die Ähnlichkeitskoeffizienten lieferten keine Hinweise auf unterschiedliche Entwicklungen bei den Makrozoobenthos-Gemeinschaften. Der Steinhaus-Koeffizient für die Kontrollen lag im Bereich 0.75-0.86 und für den Vergleich zwischen den Kontrollen und den FGMÖ mit Ivermectin bei 0.66-0.78 (3.3 ng/L) bzw. 0.71-0.85 (30 ng/L). Der Stander-Koeffizient innerhalb der Kontrollen entsprach 0.88-0.99 und lag beim Vergleich zwischen den Kontrollen und den FGMÖ mit Ivermectin bei 0.92-0.98 (3.3 ng/L) und bei 0.92-0.99 (30 ng/L).

Tab 37: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$) für die Endpunkte auf der Gemeinschaftsebene.

“+” zeigt eine Zunahme des Endpunkts an, “-” eine Abnahme. D: keine Dosis-Wirkungs-Beziehung.

Makrozoobenthos Endpunkt	Tage nach der Applikation							
	-2	5	12	27	38	48	54	69
Gesamtabundanz	≥30	≥30	≥30	3.3-	≥30	≥30	≥30	≥30
Anzahl der Taxa	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30
Shannon-Index	≥30	≥30	3.3+	<3.3+ D	<3.3+ D	≥30	≥30	≥30
Artgleichheit	≥30	≥30	≥30	<3.3+ D	≥30	≥30	≥30	≥30
PCA	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30
SPEAR _{pesticide}	≥50	10-	≥50	≥50	≥50	≥50	≥50	≥50

Die PRCs ($p=0.31$, Monte-Carlo-Permutation) des Makrozoobenthos zeigten keine Veränderungen in der Struktur der Makrozoobenthos-Gemeinschaft nach der Applikation von Ivermectin an (Abb. 25). Auch die Redundanzanalysen für jeden einzelnen Probenentnahmetag waren nicht signifikant (Tab 9) und bestätigten: Die Zusammensetzung des Makrozoobenthos in den Kontrollen und den beiden Behandlungsgruppen war statistisch nicht zu unterscheiden.

Tab 38: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: p-Werte der Redundanzanalysen für jeden Probenentnahmetag (Monte-Carlo-Permutationen) und NOECs für die Gemeinschaftsstruktur.

Tag	-2	5	12	27	38	48	54	69
p-Wert	0.98	0.25	0.53	0.57	0.23	0.21	0.82	0.88
NOEC	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30

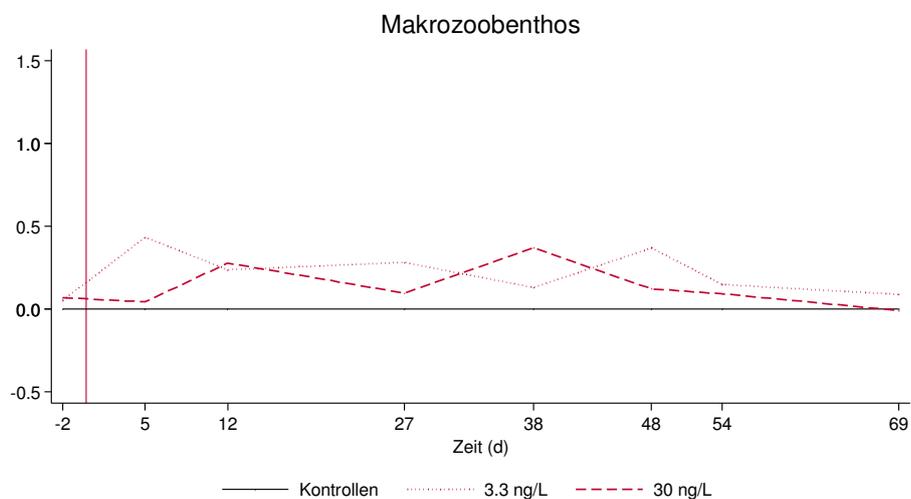


Abb. 25: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: Principal Response Curves ($p=0.31$, Monte-Carlo-Permutationen). Tag 0: Tag der Applikation.

Statistische Abweichungen auf der Populationsebene des Makrozoobenthos

In der Summe erfüllten 13 verschiedene Makrozoobenthos-Taxa die Vorgaben der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) (Tab 39). Von den 13 Taxa gehörten acht zur Gruppe der Arthropoden. Weitere sieben Taxa (drei Arthropoden) entsprachen der MDD-Kategorie 2. Statistisch signifikante Abweichungen von den Kontrollen wurden bei einigen Taxa gefunden, aber in den meisten Fällen

waren keine Dosis-Wirkungsbeziehungen gegeben oder die Abundanz war zu gering für eine statistisch belastbare Aussage (Tab 39). Übrig blieben signifikante Abnahmen bei den Populationen folgender Taxa: Ephemeroptera (Tag 5: 30 ng/L), *Dugesia* sp. (Tag 5: 30 ng/L, Tag 54: 3.3 ng/L und 30 ng/L), *Gammarus* sp. (Tag 5 und 27: 3.3 ng/L und 30 ng/L) und *Helobdella stagnalis* (Tag 27 und 48: 30 ng/L).

Tab 39: Pilotstudie mit Ivermectin. Makrozoobenthos: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$) und in Klammern die dazugehörige MDD für jedes Taxon in der MDD-Kategorie (Kat) 1 und 2 nach Brock et al. (2014). Es sind nur die Ordnungen der MDD-Kategorie 1 angegeben, die nicht schon durch ein Taxon auf einer niedrigeren taxonomischen Ebene abgedeckt wurden. "+" zeigt eine Zunahme des Endpunkts an, "-" eine Abnahme. D: keine Dosis-Wirkungs-Beziehung. A: zu geringe Abundanz für eine zuverlässige statistische Aussage. n.b.: nicht bestimmbar. Eine vollständige Liste (inklusive Taxa der MDD-Kategorie 3) befindet sich in Anhang K.

Makrozoobenthos		Tage nach der Applikation							
Kat	Endpunkt	-2	5	12	27	38	48	54	69
Ordnung									
1	Diptera	≥30 (51)	≥30 (66)	≥30 (42)	≥30 (68)	≥30 (117)	≥30 (149)	≥30 (206)	≥30 (327)
1	Ephemeroptera	≥30 (40)	3.3- (48)	≥30 (55)	≥30 (66)	≥30 (64)	≥30 (109)	≥30 (242)	≥30 (159)
Taxon									
1	<i>Asellus aquaticus</i>	≥30 (51)	≥30 (53)	≥30 (54)	≥30 (48)	≥30 (60)	≥30 (61)	≥30 (55)	≥30 (62)
1	<i>Dugesia</i> sp.	≥30 (52)	3.3- (29)	≥30 (50)	≥30 (41)	≥30 (59)	≥30 (57)	<3.3- (41)	≥30 (47)
1	<i>Enallagma cyathigerum</i>	≥30 (72)	≥30 (74)	≥30 (48)	≥30 (51)	≥30 (65)	<3.3+ (69) D	≥30 (95)	≥30 (71)
1	<i>Erpobdella octoculata</i>	≥30 (66)	≥30 (78)	≥30 (55)	≥30 (61)	≥30 (71)	≥30 (104)	≥30 (102)	≥30 (149)
1	<i>Gammarus</i> sp.	≥30 (18)	<3.3- (33)	≥30 (51)	<3.3- (24)	≥30 (42)	≥30 (41)	≥30 (47)	≥30 (48)
1	<i>Helobdella stagnalis</i>	≥30 (80)	<3.3- (45) D	≥30 (49)	3.3- (48)	≥30 (59)	3.3- (66)	≥30 (3.39)	≥30 (72)
1	Hirudinea Gen. sp.		≥30 (173)	≥30 (139)	≥30 (103)	≥30 (46)	≥30 (51)	≥30 (41)	≥30 (99)
1	Hydrachnidae Gen. sp.	≥30 (99)	≥30 (69)	≥30 (46)	≥30 (70)	≥30 (77)	≥30 (92)	≥30 (312)	≥30 (n.b.)
1	Leptoceridae Gen. sp.	≥30 (265)	≥30 (53)	≥30 (140)	≥30 (98)	≥30 (50)	3.3- (68) A	≥30 (141)	≥30 (265)
1	Lymnaeidae Gen. sp.	≥30 (36)	≥30 (56)	≥30 (78)	≥30 (93)	≥30 (69)	≥30 (37)	≥30 (116)	≥30 (157)
1	Sericostomatidae Gen. sp.	≥30 (181)	≥30 (206)	≥30 (211)	≥30 (151)	<3.3+ (251) A	≥30 (59)	≥30 (68)	≥30 (65)
2	<i>Eiseniella tetraedra</i>	≥30 (n.b.)	≥30 (149)	≥30 (265)	<3.3+ (98) D	≥30 (79)	≥30 (120)	≥30 (162)	≥30 (103)
2	<i>Elmis</i> sp.	≥30 (74)	≥30 (114)	≥30 (n.b.)	≥30 (n.b.)	<3.3+ (n.b.) A	≥30 (294)		
2	<i>Glossiphonia heteroclita</i>			3.3+ (223) D	≥30 (124)	≥30 (97)	≥30 (95)	≥30 (140)	≥30 (126)
2	Limnephilidae Gen. sp.	≥30 (79)	3.3+ (54) A,D	3.3- (70) A	≥30 (141)	≥30 (122)	≥30 (112)	≥30 (112)	≥30 (149)
2	<i>Lumbriculus variegatus</i>	≥30 (114)	≥30 (187)	≥30 (141)	≥30 (67)	≥30 (106)	≥30 (83)	≥30 (132)	3.3- (51) A
2	Planorbidae Gen. sp.	≥30 (32)	≥30 (93)	≥30 (89)	≥30 (51)	3.3- (90) A	≥30 (101)	≥30 (312)	≥30 (312)
2	Simuliidae Gen. sp.	≥30 (227)	≥30 (227)	3.3+ (263) A	≥30 (n.b.)	≥30 (n.b.)			≥30 (n.b.)

Gammariden-Bioassay

Mithilfe des Gammariden-Bioassays wurden bei großer statistischer Stärke (MDD: 12.4% und 11.6% an Tag 7 und Tag 13), keine Abweichungen von den Kontrollen nachgewiesen (Williams-Test, $p < 0.05$). Die Überlebensrate in den Kontrollen und den beiden Behandlungsgruppen lag nach zwei Wochen bei durchschnittlich >93%.

Emergierte Insekten

Taxonomische Zusammensetzung der emergierten Insekten

In den Emergenzfallen wurden insgesamt 23 Taxa gefunden, die meisten aus der Ordnung Diptera (8), gefolgt von Trichoptera (7), Ephemeroptera (4), Odonata und Plecoptera (jeweils 2) (Anhang F).

Im Durchschnitt wurden 45 Ind/Probe (ACV: 33%) gezählt. Etwas mehr als Dreiviertel der Individuen waren Dipteren und ungefähr jedes sechste Exemplar gehörte zu den Ephemeroptera.

Statistische Abweichungen auf der Gemeinschaftsebene der emergierten Insekten

Die Gesamtabundanz der emergierten Insekten in den belasteten FGMÖ zeigte allein an Tag 7 eine statistisch signifikante Abweichung, jedoch ohne Dosis-Wirkungsbeziehung (Tab 40). Bei der Anzahl der Arten und der Artengleichheit wurden keine statistisch signifikanten Unterschiede festgestellt, beim Shannon-Index nur eine ohne erkennbare Dosis-Wirkungsbeziehung (Tag 21). Die Ähnlichkeitsmaße Steinhaus- und Stander-Koeffizient wiesen auf keine Unterschiede zwischen den belasteten FGMÖ und den Kontrollen hin.

Tab 40: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$) für die Endpunkte auf der Gemeinschaftsebene.

“+” zeigt eine Zunahme des Endpunkts an, “-” eine Abnahme. D: keine Dosis-Wirkungs-Beziehung.

Emergierte Insekten	Tage nach der Applikation										
	-1	7	14	21	28	35	43	49	56	63	70
Gesamtabundanz	≥30	<3.3+ D	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30
Anzahl der Taxa	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30
Shannon Index	≥30	≥30	≥30	<3.3+ D	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30
Artengleichheit	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30
PCA	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	<3.3	≥30	≥30

Anhand der PRCs (Abb. 26) wurden für die emergierten Insekten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Kontrollen und den beiden Behandlungsgruppen festgestellt ($p=0.82$, Monte-Carlo-Permutationen). Von den RDAs mit den jeweiligen Datensätzen eines Probenentnahmetages war nur eine (Tag 56) signifikant (Tab 41). Der Williams-Test mit den Aufnahmewerten (sample scores) der ersten kanonischen Achse der PCA für den entsprechenden Tag deutete auf Unterschiede zwischen den Kontrollen und beiden Behandlungsgruppen hin ($p < 0.05$). Ein Blick auf die Populationsdaten zeigte, die Abweichungen waren nicht auf eine Abnahme in der Abundanz einzelner Taxa zurückzuführen, sondern auf eine Zunahme.

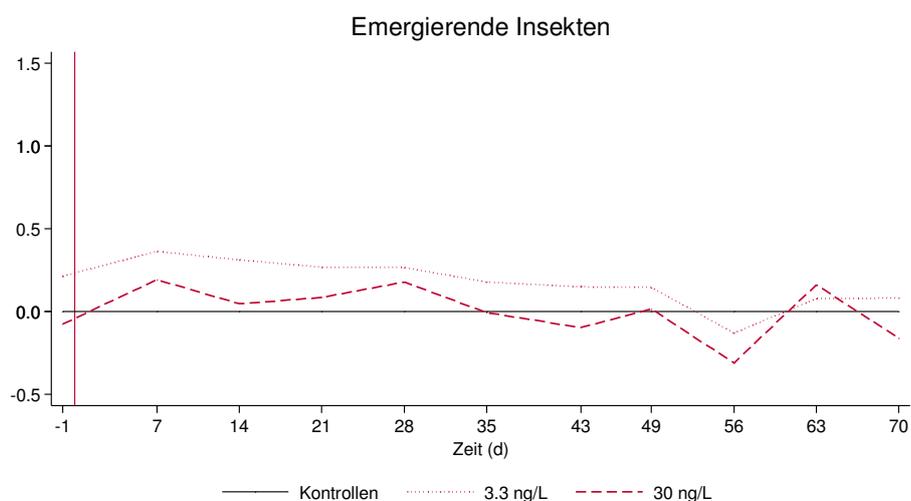


Abb. 26: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: Principal Response Curves ($p=0.82$, Monte-Carlo-Permutationen). Tag 0 = Tag der Applikation.

Tab 41: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: p-Werte der Redundanzanalysen für jeden Probenentnahmetag (Monte-Carlo-Permutationen) und NOECs für die Gemeinschaftsstruktur.

Tag	-1	7	14	21	28	35	43	49	56	63	70
p-Wert	0.81	0.57	0.43	0.98	0.50	0.91	0.91	0.59	0.01	0.18	0.21
NOEC	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	≥30	<3.3	≥30	≥30

Statistische Abweichungen auf der Populationsebene der emergierten Insekten

Beim Endpunkt emergierte Insekten waren fünf Taxa der MDD-Kategorie 1 nach BROCK et al. (2014) zuzuordnen und vier der MDD-Kategorie 2 (Tab 42). Es wurden acht signifikante Abweichungen von den Kontrollen aufgezeigt, doch nur bei einer war die Abundanz für eine zuverlässige Analyse ausreichend und gleichzeitig eine Dosis-Wirkungsbeziehung vorhanden: An Tag 49 war die Abundanz der Limnephilidae bei 30 ng/L signifikant niedriger als in den Kontrollen.

Tab 42: Pilotstudie mit Ivermectin. Emergierte Insekten: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$), in Klammern die dazugehörige MDD sowie die Einteilung der Taxa in die MDD-Kategorien (Kat) nach Brock et al. (2014). "+" zeigt eine Zunahme des Endpunkts an, "-" eine Abnahme. D: keine Dosis-Wirkungs-Beziehung. A: zu geringe Abundanz für eine zuverlässige statistische Aussage. n.b.: nicht bestimmbar.

Emergierte Insekten		Tage nach der Applikation										
Kat	Taxon	-1	7	14	21	28	35	43	49	56	63	70
1	<i>Baetis rhodani</i>	≥30 (111)	≥30 (76)	≥30 (100)	≥30 (96)	≥30 (92)	≥30 (94)	≥30 (90)	≥30 (103)	≥30 (94)	≥30 (160)	≥30 (312)
1	Chironominae Gen. sp.	≥30 (61)	≥30 (37)	≥30 (47)	≥30 (54)	≥30 (61)	≥30 (71)	≥30 (80)	≥30 (73)	≥30 (69)	≥30 (80)	≥30 (224)
1	Limnephilidae Gen. sp			≥30 (265)		≥30 (265)	≥30 (227)	3.3+ (218) A,D	3.3- (46)	≥30 (79)	≥30 (59)	≥30 (71)
1	Orthoclaidiinae Gen. sp	≥30 (40)	<3.3+ (30) D	≥30 (36)	≥30 (73)	≥30 (60)	≥30 (85)	≥30 (66)	≥30 (68)	≥30 (57)	≥30 (41)	≥30 (151)
1	Tanypodinae Gen. sp	≥30 (67)	≥30 (47)	≥30 (40)	≥30 (67)	≥30 (89)	≥30 (78)	≥30 (83)	≥30 (48)	<3.3+ (223) A, D	≥30 (234)	≥30 (141)
2	<i>Ephemera ignita</i>	≥30 (144)	≥30 (122)	<3.3- (52) D								
2	<i>Leuctra geniculata</i>		≥30 (227)	≥30 (159)	≥30 (n.b.)	<3.3- (98) A	≥30 (168)	≥30 (227)	≥30 (227)			
2	Prodiamesinae Gen. sp		3.3+ (218) A, D	≥30 (n.b.)	≥30 (n.b.)		≥30 (n.b.)	≥30 (227)	≥30 (227)	≥30 (227)		
2	Simuliidae Gen. sp	≥30 (136)	≥30 (n.b.)	≥30 (138)	≥30 (n.b.)	<3.3+ (n.b.) A		≥30 (181)	≥30 (115)	≥30 (181)		≥30 (210)
3	<i>Calopteryx splendens</i>	≥30 (n.b.)										
3	Empididae Gen. sp	≥30 (n.b.)		≥30 (206)	≥30 (159)	≥30 (n.b.)	≥30 (173)	≥30 (n.b.)	≥30 (228)	≥30 (146)	≥30 (141)	≥30 (227)
3	<i>Enallagma cyathigerum</i>	≥30 (265)	≥30 (171)	≥30 (n.b.)								
3	<i>Ephemera danica</i>	≥30 (227)										
3	<i>Habrophlebia fusca</i>	≥30 (107)	≥30 (n.b.)									
3	<i>Hydropsyche</i> sp.	≥30 (294)	≥30 (227)	≥30 (227)	≥30 (n.b.)	≥30 (159)	≥30 (149)			≥30 (n.b.)		
3	<i>Hydroptila</i> sp.			≥30 (159)	≥30 (n.b.)							
3	<i>Leuctra nigra</i>	≥30 (n.b.)	≥30 (227)	≥30 (227)	≥30 (n.b.)	≥30 (129)	≥30 (61)	≥30 (84)	≥30 (131)	≥30 (171)		
3	<i>Lype</i> sp.	≥30 (n.b.)	≥30 (159)									
3	<i>Mystacides nigra</i>	≥30 (206)	≥30 (159)		≥30 (n.b.)							
3	<i>Polycentropus</i> sp.	≥30 (227)		≥30 (141)	≥30 (120)	≥30 (141)	≥30 (149)	≥30 (n.b.)	≥30 (294)		≥30 (n.b.)	
3	<i>Ptychoptera</i> sp.			≥30 (141)								
3	<i>Rhyacophila</i> sp.										≥30 (227)	
3	Tipulidae Gen. sp								≥30 (227)			

Primärproduzenten

Suspendierte Algen

Zu Beginn der Studie wurden durchschnittlich 35 µg/L Gesamtgehalt an photoaktiven Pigmenten (PAP) im Wasser der FGMÖ-Kontrollen gemessen. Mit der Dauer des Versuchs nahm die Konzentration kontinuierlich auf 80 µg/L an Tag 70 zu. Die suspendierten Algen wurden von der Farbklasse Chlorophyta dominiert. Zwei Drittel der PAP wurden dieser Farbklasse zugeordnet und ein Viertel der Farbklasse Bacillariophyta. Am letzten Probenentnahmetag (Tag 70) wurden für alle Farbklassen statistisch signifikante Unterschiede zwischen den Kontrollen und den FGMÖ mit Ivermectin angezeigt (Tab 43), bei der Farbklasse Cyanophyta zusätzlich an Tag 57.

Tab 43: Pilotstudie mit Ivermectin. Suspendierte Algen: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$), in Klammern die dazugehörige MDD sowie die Einteilung der Endpunkte in die MDD-Kategorien (Kat) nach Brock et al. (2014). „+“ zeigt eine Zunahme des Endpunkts an, „-“ eine Abnahme. PAP = photoaktive Pigmente.

Suspendierte Algen		Tage nach Applikation					
Kat	Endpunkt	-2	15	29	43	57	70
1	Gesamt-PAP	≥30 (62)	≥30 (91)	≥30 (77)	≥30 (43)	≥30 (61)	<3.3- (47)
	Farbklasse						
1	Bacillariophyta	≥30 (60)	≥30 (84)	≥30 (78)	≥30 (76)	≥30 (65)	<3.3- (61)
1	Chlorophyta	≥30 (62)	≥30 (94)	≥30 (78)	≥30 (55)	≥30 (62)	3.3- (52)
1	Cyanobacteria	≥30 (73)	≥30 (88)	≥30 (84)	≥30 (94)	3.3- (82)	<3.3- (46)
3	Cryptophyta		≥30 (217)	≥30 (140)	≥30 (117)	≥30 (134)	

Periphyton

Die höchste mittlere PAP-Dichte des Periphytons in den Kontrollen wurde am Anfang der Studie mit 155 µg/dm² ermittelt. Danach nahm die PAP-Dichte merklich ab und schwankte zwischen 19-55 µg/dm². Wie bei den suspendierten Algen wurde das Periphyton von den Farbklassen Chlorophyta (56%) und Bacillariophyta (25%) dominiert. Nach der Applikation von Ivermectin gab es bei den FGMÖ mit Ivermectin keine signifikanten Abweichungen von den Kontrollen. Der einzige statistisch signifikante Unterschied wurde bei der Farbklasse Cyanobacteria zwei Tage vor der Applikation festgestellt (Tab 44).

Tab 44: Pilotstudie mit Ivermectin. Periphyton: NOECs (ng/L) berechnet mit dem Williams-Test ($p < 0.05$), in Klammern die dazugehörige MDD sowie die Einteilung der Endpunkte in die MDD-Kategorien (Kat) nach BROCK et al. (2014). PAP = photoaktive Pigmente.

Periphyton		Tage nach der Applikation				
Kat	Endpunkt	-2	14	28	41	56
1	Gesamt-PAP	≥30 (37)	≥30 (30)	≥30 (79)	≥30 (77)	≥30 (65)
	Farbklasse					
1	Bacillariophyta	≥30 (34)	≥30 (75)	≥30 (86)	≥30 (60)	≥30 (58)
1	Chlorophyta	≥30 (41)	≥30 (48)	≥30 (80)	≥30 (85)	≥30 (78)
1	Cyanobacteria	<3.3- (23)	≥30 (64)	≥30 (84)	≥30 (86)	≥30 (63)
3	Cryptophyta	≥30 (n.c.)	≥30 (103)	≥30 (115)	≥30 (100)	≥30 (97)

Verhältnis zwischen Primärproduktion und Respiration

Das Wasser in den Kontroll-FGMÖ hatte einen Sauerstoffgehalt von 8.9-11.0 (ACV: 0.01%) mg/L, was einer Sauerstoffsättigung von 98-108% entsprach. Der pH lag mit Werten von 8.3-8.4 (ACV: 0.01%) durchgehend im alkalischen Bereich. In Bezug auf die beiden Parameter wurden keine statistisch signifikanten Unterschiede zwischen den Behandlungsgruppen und den Kontrollen festgestellt (Williams-Test, $p < 0.05$), mit einer Ausnahme: An Tag 41 war der pH-Wert in den FGMÖ mit 30 ng/L Ivermectin statistisch signifikant erhöht. Doch die Abweichung von den Kontrollen betrug lediglich 1% und war demnach von äußerst geringer ökologischer Relevanz.

Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*)

In den FGMÖ mit 30 ng/L Ivermectin war der mikrobielle Blattabbau nach Tag 33 signifikant höher als in den Kontrollen (Tab 45). In den Kontrollen war das Gewicht der Blätter um durchschnittlich 56.8% ($k = 21.0 \cdot 10^{-3} \text{ d}^{-1}$) reduziert, in den FGMÖ mit 30 ng/L um 68.5% ($k = 28.2 \cdot 10^{-3} \text{ d}^{-1}$). Bei der zweiten Messung der mikrobiellen Abbaurate an Tag 46 wurde dieses Ergebnis bestätigt. Erneut war der Gewichtsverlust in den FGMÖ mit 30 ng/L (72.8%) signifikant höher als in den Kontrollen (61.7%).

Tab 45: Pilotstudie mit Ivermectin: Mikrobielle Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) und die dazugehörigen NOECs und MDDs (Williams-Test, $p < 0.05$).

Blattabbau	Tage nach Applikation (Tage nach Einsetzen)			
	33 (40)			
Endpunkt	Kontrolle	3.3 ng/L	30 ng/L	NOEC (MDD)
Gewichtsverlust [%]	56.8 ± 2.2	57.4 ± 4.9	68.5 ± 2.8	3.3+ (9)
Abbaukonstante $k \cdot 10^{-3} [\text{d}^{-1}]$	21.0 ± 1.3	20.9 ± 2.8	28.2 ± 2.1	3.3+ (15)
46 (53)				
Endpunkt	Kontrolle	3.3 ng/L	30 ng/L	NOEC (MDD)
Gewichtsverlust [%]	61.7 ± 4.4	61.9 ± 8.0	72.9 ± 7.0	3.3+ (17)
Abbaukonstante $k \cdot 10^{-3} [\text{d}^{-1}]$	18.1 ± 2.1	18.1 ± 3.9	24.5 ± 4.8	3.3+ (31)

B Diskussion

Umweltverhalten von Ivermectin

In dieser Studie verschwand Ivermectin schnell aus der Wasserphase, mit einer Halbwertszeit von ca. 2 d, und reicherte sich im Sediment an. Im Sediment wurde nur ein sehr geringer Abbau von Ivermectin beobachtet (22% Abnahme von Tag 2 auf Tag 76). Diese Beobachtungen sind im Einklang mit dem Umweltverhalten, das zuvor in der Literatur für Ivermectin beschrieben wurde. In einem Labortest mit einem Sediment-Wasser-System wurden im Wasser Halbwertszeiten für Ivermectin von $2.9 \pm 0.4 \text{ d}$ ermittelt (LÖFFLER et al. 2005), in einem Labortest mit statischen Mikrokosmen von 1.1-8.3 d (BOONSTRA et al. 2011) und in einem Freilandversuch mit statischen Mesokosmen von 3-5 d (SANDERSON et al. 2007). Ivermectin ist lipophil ($\text{LogKow} = 3.2$) (BLOOM & MATHESON 1993) und bindet an organische Materialien, Bodenpartikel und Sedimente (HALLEY et al. 1989; LÖFFLER et al. 2005; KROGH et al. 2009). In dem Freilandversuch mit statischen Mesokosmen war die kurze Verweildauer

von Ivermectin im Wasser hauptsächlich aber nicht allein mit einer Anreicherung im Sediment zu erklären. Vermutlich hat auch ein photolytischer Abbau zum schnellen Verschwinden von Ivermectin aus der Wasserphase beigetragen (SANDERSON et al. 2007). Laut HALLEY et al. (1993) wird Ivermectin im Wasser schnell durch Photolyse gespalten, im Sommer mit einer Halbwertszeit von 0.5 d oder weniger. Inwieweit Hydrolyse den Abbau von Ivermectin beeinflusst, ist unklar: Ivermectin gilt zwar sowohl in sauren als auch in basischen Lösungen als hydrolytisch instabil, doch Daten zur Hydrolyse in Umweltmatrices sind nicht verfügbar (LIEBIG et al. 2010). Im Sediment wurde Ivermectin schon zuvor als relativ persistent beschrieben: In einem Labortest wurde eine Halbwertszeit von 130 d (LIEBIG et al. 2010) ermittelt und in der Mesokosmos-Studie von SANDERSON et al. (2007) war der Abbau von Ivermectin nach 265 d so gering, dass keine Halbwertszeit berechnet werden konnte.

Effekte von Ivermectin

Makroinvertebraten

Ivermectin weist eine hohe Toxizität für aquatische Invertebraten auf, allen voran für Arthropoden. Die Effektkonzentrationen in akuten Labortests liegen für Algen in der Größenordnung von Milligramm pro Liter (GARRIC et al. 2007) und für Fische im Bereich von Mikrogramm pro Liter (HALLEY et al. 1989; DAVIES & RODGER 2000b), bei Crustaceen jedoch bei wenigen Nanogramm pro Liter. Für *Daphnia magna* wurden in akuten Labortests EC₅₀-Werte (48 h, Immobilität) von 5.7- 25 ng/L ermittelt (HALLEY et al. 1989; GARRIC et al. 2007). In chronischen Labortests (21 d) zeigte sich *D. magna* noch deutlich empfindlicher: bereits bei 0.001 ng/L gab es Effekte auf die Reproduktion (HALLEY et al. 1993; GARRIC et al. 2007; LOPES et al. 2009). In statischen Labor-Mikrokosmen wurden Effekte auf die sensitivste Art *Ceriodaphnia* sp. nach einfacher Applikation von 100 ng Ivermectin/L beobachtet und eine NOEC von 30 ng/L angegeben (BOONSTRA et al. 2011). In einem Freilandversuch mit statischen Mesokosmen war die Diversität der Cladoceren nach einer Belastungsphase über vier Tagen mit nominal 30 ng/L (maximale gemessene Konzentration 19 ng/L) signifikant reduziert (SANDERSON et al. 2007).

Weil diese Studie mit künstlichen Fließgewässern durchgeführt wurde, wurden Cladoceren als typische Zooplankton-Organismen nicht erfasst. Mit der Wasserassel *Asellus aquaticus* (Isopoda) und dem Flohkrebs *Gammarus* sp. (Amphipoda) wurden jedoch die Auswirkungen von Ivermectin auf Crustaceen untersucht, die für Fließgewässer besonders relevant sind. Die statistische Stärke war bei beiden Taxa ausreichend für eine zuverlässige Auswertung von potentiellen Effekten. Die Abundanz von *A. aquaticus* wurde durch die Applikation von Ivermectin nicht beeinflusst. In der Mesokosmos-Studie von SANDERSON et al. (2007) wurden ebenfalls keine Effekte auf *A. aquaticus* beschrieben, in der Mikrokosmos-Studie von BOONSTRA et al. (2011) erst ab 1000 ng/L. Die in den FGMÖ frei beweglichen Gammariden-Populationen zeigten zwar statistisch signifikante Abweichungen, doch der Gammariden-Bioassay verdeutlichte, dass Ivermectin bei den getesteten Konzentrationen keine Effekte auf Gammariden hatte. Andere Experimente bestätigen diese These: In Laborversuchen (96 h) mit *G. fossarum* und *G. pulex* lagen die LC₅₀-Werte bei 3-4 µg/L bzw. 2-3 µg/L (ALONSO et al. 2010), in der Mikrokosmos-Studie von BOONSTRA et al. (2011) wurden signifikante Effekte auf die Abundanz von *G. pulex* erst ab 1 µg/L beobachtet.

Für die Ordnung Ephemeroptera wurde in der vorliegenden Studie eine signifikante Abnahme der Abundanz mit plausibler Dosis-Wirkungsbeziehung bei 30 ng Ivermectin/L eine Woche nach der Applikation nachgewiesen. In der Studie mit statischen Mesokosmen von SANDERSON et al. (2007)

wurden ebenfalls Effekte auf Ephemeroptera beobachtet: Nach einer viertägigen Belastung mit nominal 30 ng/L (höchste gemessene Konzentration: 19 ng/L) Ivermectin war die Abundanz über einen Zeitraum von mehreren Wochen reduziert. Da der Effekt auf Ephemeroptera in der vorliegenden FGMÖ-Studie bei einer isolierten Probenentnahme auftrat und die MDDs der folgenden Messungen ausreichten, um eine Angleichung an die Kontrollen statistisch abzusichern, entsprach er der Effektklasse 2 (leichte Effekte) nach EFSA (2013) und Brock et al. (2014).

In den FGMÖ mit Ivermectin wurden außerdem statistisch signifikante Abweichungen mit Dosis-Wirkungsbeziehung für die Taxa *Helobdella stagnalis* (Tag 27 und Tag 48) und *Dugesia* sp. (Tag 5 und Tag 54) ermittelt. Zu keinen der beiden Taxa gibt es bisher veröffentlichte Daten zur Auswirkung einer Belastung mit Ivermectin. Aufgrund des Wirkmechanismus von Ivermectin ist eigentlich nicht zu erwarten, dass diese Taxa zu den empfindlichsten gehören. Ivermectin wurde entwickelt als Antiparasitikum gegen Nematoden und Arthropoden (CAMPBELL et al. 1983). Außerdem war Ivermectin innerhalb weniger Tage nicht mehr in der Wasserphase vorhanden. Deshalb ist es äußerst unwahrscheinlich, dass es sich bei Abnahme der Abundanz von *Helobdella stagnalis* mehreren Wochen nach der Applikation um einen Effekt handelt, der von der Testsubstanz hervorgerufen wurde. Gleiches gilt für die Abnahme der Abundanz von *Dugesia* sp. an Tag 54. Die Abnahme der Abundanz von *Dugesia* sp. an Tag 5 bei 30 ng/L wird als Effektklasse 2 (leichte Effekte) nach EFSA (2013) und Brock et al. (2014) bewertet, weil sie nur bei einer isolierten Messung auftrat.

Neben den Abweichungen auf der Populationsebene kam es beim Makrozoobenthos auch zu Unterschieden auf der Gemeinschaftsebene. Sowohl die Gesamtabundanz des Makrozoobenthos (Tag 27) als auch der SPEAR-Index (Tag 5) waren bei 30 ng/L bei einer einzelnen Probenentnahme signifikant reduziert (jeweils Effektklasse 2, leichte Effekte). Der Shannon-Index war an Tag 12 in den FGMÖ mit 30 ng/L statistisch signifikant erhöht. Da jedoch unklar ist, wie Ivermectin zu einer Erhöhung der Diversität führen soll, ohne klare direkte Effekte auf Endpunkte zu verursachen, die in direktem Zusammenhang mit dem Makrozoobenthos stehen, wird diese Abweichung nicht der Belastung mit Ivermectin zugeschrieben (Effektklasse 1, keine Effekte als Folge der Behandlung). Auf die Endpunkte Anzahl der Taxa, Artengleichheit und Gesellschaftsstruktur (PCA) wurden keine dosisabhängigen Effekte gefunden (Effektklasse 1). Auch auf den Endpunkt organismische Drift wurden keine Effekte durch die Exposition mit Ivermectin festgestellt (Effektklasse 1).

Emergierte Insekten

Bei den emergierten Insekten wurden weder auf die Gesamtabundanz, auf die Diversität noch auf die Gemeinschaftsstruktur Effekte durch die Testsubstanz beobachtet (Effektklasse 1). Die statistisch signifikanten Unterschiede in der Gemeinschaftsstruktur (PCA) an Tag 56 sind nicht auf die Testsubstanz zurückzuführen, weil sie auf Zunahmen in den Populationen beruhten (und keine direkten Effekte vorkamen, die über indirekte Effekte zu einem Populationszuwachs hätten führen können).

Auf der Populationsebene wurde bei der Auswertung der emergierten Insekten nur eine statistisch abgesicherte Abnahme nachgewiesen: bei der Trichoptera-Familie Limnephilidae an Tag 49 bei 30 ng. Fünf Wochen zuvor war die Populationsdichte der aquatischen Larven der Limnephilidae ebenfalls bei 30 ng/L signifikant reduziert. Allerdings war die Abundanz der Limnephilidae-Larven an diesem Tag sehr gering, was die Zuverlässigkeit der statistischen Auswertung einschränkt. Berücksichtigt man die Ergebnisse beider Probenentnahme-Techniken, scheint die Abundanz der Limnephilidae-Larven direkt nach der Applikation von 30 ng/L Ivermectin verringert worden zu sein und sich die reduzierte Anzahl an Larven fünf Wochen später bei der Menge an

geschlüpften Imagines bemerkbar gemacht zu haben. Der Effekt wurde nur an einem isolierten Probenentnahmetag nachgewiesen, danach war die Anzahl der emergierten Individuen wieder im Kontrollbereich und die MDDs der drei folgenden Tage waren jeweils <80%. Damit entspricht der Effekt den Kriterien für die Effektklasse 2 (leichte Effekte) nach EFSA (2013) und BROCK et al. (2014). Effekte von Ivermectin auf Trichoptera sind in der Literatur bisher nicht beschrieben worden, auch nicht in dem Versuch mit statischen Mesokosmen von SANDERSON et al. (2007), wobei nicht klar ist, ob Trichoptera überhaupt in den Testsystemen vorhanden waren, da keine Artenliste angegeben wurde.

Primärproduzenten und Primärproduktion

Ivermectin hatte in dieser Studie keine Effekte auf das Periphyton. Bei den suspendierten Algen traten ausschließlich gegen Ende des Versuchs statistisch signifikante Unterschiede auf. Der späte Zeitpunkt und die kurze Halbwertszeit von Ivermectin sprechen dagegen, dass die Abweichungen auf die Testsubstanz zurückzuführen waren. Außerdem belegen Ergebnisse aus anderen Studien, dass Ivermectin in den getesteten Konzentrationen nicht toxisch für Algen ist. In einem Labortest mit der Grünalge *Pseudokirchneriella subcapitata* wurden eine EC_{50} (72 h, Wachstumsrate) von >4 mg/L und eine LOEC (72 h, Wachstumsrate) von 1.25 mg/L ermittelt (GARRIC et al. 2007). In einem weiteren Labortest mit der Grünalge *Chlorella pyrenoides* wurden bis zur höchsten getesteten Konzentration von 9.1 mg/L (14 d, Wachstumsrate) keine Effekte von Ivermectin nachgewiesen (HALLEY et al. 1989). Sowohl in der Mikrokosmos-Studie von BOONSTRA et al. (2011) als auch in dem Freilandstudie mit statischen Mesokosmen von SANDERSON et al. (2007) wurden bis 1000 ng/L keine direkten Effekte von Ivermectin auf das Phytoplankton beobachtet. Deshalb werden die Beobachtungen für die Algen in der vorliegenden Studie in die Effektklasse 1 eingeordnet (keine Effekte durch die Testsubstanz).

Die Messungen des Sauerstoffgehalts und des pH-Wertes des Wassers in den FGMÖ lieferten keine Hinweise darauf, dass Ivermectin einen Einfluss auf die Primärproduktion bzw. das Verhältnis zwischen Primärproduktion und Respiration hatte (Effektklasse 1). Dieses Ergebnis passt zu den Beobachtungen von BOONSTRA et al. (2011) und SANDERSON et al. (2007), die übereinstimmend erst ab 1000 ng/L Effekte von Ivermectin auf die Primärproduktion beschrieben haben.

Abbaurrate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*)

Beide Messungen in dieser Studie zeigten einen statistisch signifikanten, deutlich schnelleren mikrobiellen Blattabbau in den FGMÖ mit 30 ng/L Ivermectin an als in den Kontrollen. Der klare Effekt auf die mikrobielle Abbaurrate der Blätter nach Applikation von Ivermectin war nicht zu erwarten gewesen. Bisher war der Einfluss von Ivermectin auf die Abbaurrate von Blättern nur in einer Studie untersucht worden. In der Mikrokosmos-Studie von BOONSTRA et al. (2011) wurde jedoch bei 1000 ng/L eine herabgesetzte Abbaurrate beobachtet. Die unterschiedlichen Beobachtungen in dieser Studie und der von BOONSTRA et al. (2011) könnten mit abweichenden methodischen Ansätzen erklärt werden. In der vorliegenden Arbeit wurde die mikrobielle Abbaurrate von Blättern der Schwarz-Erle (*Alnus glutinosa*) isoliert über einen Zeitraum von bis zu sieben Wochen untersucht. Bei BOONSTRA et al. (2011) hingegen wurden Pappelblätter (*Populus* sp.) verwendet und nicht die reine mikrobielle Verwertung analysiert, sondern der kombinierte Abbau von Mikroorganismen und Makroinvertebraten. Des Weiteren wurden die Blätter bei BOONSTRA et al. (2011) nur für die sehr kurze Zeitspanne von zwei Wochen exponiert.

Ein Erklärungsansatz für die erhöhte mikrobielle Abbaurrate in der vorliegenden Studie könnten indirekte Effekte sein als Folge von toxischen Effekten auf Organismen, die sich von Mikroorganismen

ernähren. BRINKE et al. (2010) haben in einer Mikrokosmos-Studie über die Auswirkungen von Ivermectin auf die Meiofauna herausgefunden, dass aquatische Nematoden sehr empfindlich auf eine Belastung mit Ivermectin reagieren. In der Studie zeigte sich, dass bakterivore Nematoden-Arten sensitiver gegenüber Ivermectin waren als Nematoden-Arten mit anderer Ernährungsweise. Infolgedessen kam es durch die Exposition gegenüber Ivermectin zu einer Verschiebung in der Zusammensetzung der Nematoden-Gesellschaft, der Anteil der bakterivoren Nematoden nahm ab (BRINKE et al. 2010). Möglicherweise wurde in den FGMÖ mit 30 ng/L die Abundanz der bakterivoren Nematoden reduziert, zersetzende Mikroorganismen konnten sich deshalb stärker vermehren und als Konsequenz wurde der mikrobielle Abbau beschleunigt. Da die Veränderung der mikrobiellen Abbauraten von Blättern bei 30 ng/L mehrere Wochen andauerte und keine Erholung innerhalb der Studienzeit nachgewiesen werden konnte, wird dieser Effekt in die Effektklasse 5B eingeordnet.

Evaluation der Studie

Die FGMÖ enthielten eine diverse Fließgewässer-Biozönose inklusive der typischen taxonomischen Gruppen und trophischen Ebenen. Es wurden sowohl strukturelle Parameter auf Populations- und Gesellschaftsebene (Diversität, Struktur/Zusammensetzung) und funktionelle Parameter mit hoher ökologischer Relevanz für das Ökosystem *kleines Fließgewässer*, nämlich die Primärproduktion und der Abbau von organischer Substanz, untersucht. Arthropoden sind gegenüber Ivermectin besonders sensitiv (SANDERSON et al. 2007; BRINKE et al. 2010) und waren in den FGMÖ innerhalb des Makrozoobenthos die dominante Tiergruppe (63% der Taxa, 79% der Individuen). Organismen mit geringem Erholungspotential hatten innerhalb des Makrozoobenthos ebenfalls einen großen Anteil (62% der Taxa, 70% der Individuen). Dem MDD-Ansatz von BROCK et al. (2014) folgend, reichte die statistische Stärke dieser Studie aus, um in der Summe (Makrozoobenthos plus emergierte Insekten) bei 16 verschiedenen Taxa einschließlich elf Arthropoden zuverlässig Effekte nachzuweisen. Mit den elf Arthropoden-Taxa konnten mehr als die für die ETO geforderten acht Populationen sensitiver Taxa (EFSA 2013) mit ausreichender statistischer Stärke analysiert werden.

Als geschlossene Testsysteme stellen die FGMÖ für die Verweildauer der Testsubstanzen im Wasser Worst-Case Szenarien nach. Bei Substanzen wie Ivermectin mit sehr kurzen Halbwertszeiten im Wasser ist die fehlende Verdünnung der Testsubstanz durch Wasserdurchfluss allerdings von geringerer Bedeutung als bei Substanzen, die im Wasser resistent sind. Dazu kommt noch, dass zwar wenige Tage nach der Anwendung von Ivermectin im Dung ein klarer Exkretionspeak nachzuweisen ist, aber auch in den folgenden Tagen geringere Mengen an Ivermectin ausgeschieden werden (COOK et al. 1996; PEREZ et al. 2001; FERNANDEZ et al. 2009). Demnach ist bei einem natürlichen Expositionsszenario nach der Behandlung von Tieren mit Ivermectin auch nicht zu erwarten, dass die Belastung mit Ivermectin durch den Abtransport und die Verdünnung mit dem fließenden Wasser innerhalb eines Tages abklingt, weil in den folgenden Tagen ein weiterer abgeschwächter Ivermectin-Eintrag stattfindet.

Der Versuchszeitraum (Ende Juli bis Mitte Oktober) fiel in eine Jahreszeit, in der mit einer hohen Ivermectin-Belastung für Oberflächengewässer zu rechnen ist. Im Herbst nach der Ernte ohne Pflanzen auf der Anbaufläche ist die Gefahr der Bodenerosion besonders hoch und bis Anfang November sind Landwirte befugt, Gülle auf landwirtschaftliche Flächen auszubringen (DÜV 2006). Starke Regenereignisse im Spätsommer begünstigen zusätzlich den Eintrag von Ivermectin über Bodenerosion nach dem Ausbringen von Gülle. Auch beim Eintragspfad direkte Exkretion ist im Herbst von einer hohen Ivermectin-Belastung in Oberflächengewässer auszugehen. Ivermectin wird

bei Weidetieren im Herbst angewendet, bevor die Tiere von der Weide geholt werden (USFDA 1996). Allerdings zeigte sich, dass der Versuchszeitraum für das Testsystem FGMÖ nicht optimal war. Gegen Ende der Studie im Oktober nahm jahreszeitlich bedingt durch die hohe Schlupfrate der emergierenden Insekten die Diversität des Makrozoobenthos in den FGMÖ merklich ab.

Risikobewertung für kleine Fließgewässer

Umweltkonzentrationen

LIEBIG et al. (2010) haben für Ivermectin PECs für die beiden Expositionspfade intensive Tierhaltung (Verwendung der Gülle von behandelten Tieren als Dünger) und Weidetiere (direkte Exkretion) bei subkutaner Anwendung berechnet. Dabei wurden unterschiedliche Dosierungen, einfache und mehrfache Behandlungen und verschiedene Tierarten (Rind, Schwein, Pony, Pferd) berücksichtigt (LIEBIG et al. 2010). Basierend auf den Arbeiten von FERNANDEZ et al. (2009) und HALLEY et al. (1989), sind LIEBIG et al. (2010) davon ausgegangen, dass 35% der verabreichten Menge an Ivermectin unverändert ausgeschieden wird. Außerdem haben LIEBIG et al. (2010) beim Szenario intensive Tierhaltung in puncto Abbau von Ivermectin im Boden (lange Halbwertszeit: $DT_{50} = 67$ d, kurze Halbwertszeit: $DT_{50} = 16$ d) und beim Szenario Weidetiere in Bezug auf die Verteilung zwischen der Wasserphase und dem Sediment (niedriger $K_{OC} = 3.6$, hoher $K_{OC} = 4.4$) jeweils zwischen einem Worst-Case und einem Best-Case Szenario unterschieden. Die höchsten PECs für kleine Fließgewässer aus den Kombinationen der verschiedenen Behandlungsvarianten und Tierarten entsprachen beim Expositionsszenario Intensive Tierhaltung 0.5-3.8 ng/L und bei Weidetieren 0.4-6.2 ng/L (LIEBIG et al. 2010).

In einer Halfreiland-Studie mit Dung von Rindern nach einer subkutanen Behandlung mit Ivermectin wurden im Sickerwasser maximal 20 ng/L und im abfließendem Wasser 88 ng/L nachgewiesen (FERNANDEZ et al. 2011). Unter Verwendung des im Leitfaden zur Risikobewertung von TAM genannten Verdünnungsfaktors von drei (CVMP 2008) ergeben sich daraus Konzentrationen in Oberflächengewässern von 6.7 ng/L und 29.3 ng/L. Bei einem Verdünnungsfaktors von zehn, wie von SINCLAIR et al. (2008) vorgeschlagen, entsprechen die abgeschätzten Konzentrationen für Oberflächengewässer 2.0 und 8.8 ng/L.

In zwei Feldstudien wurde die Menge von Ivermectin untersucht, die von behandelten Tieren in einem Freilandgatter mit versiegeltem Boden über einen Abflusskanal in aquatische Systeme gelangt (SINCLAIR et al. 2008). In der ersten Studie wurde Ivermectin zweimalig topisch bei Rindern angewendet, in der zweiten Studie zweimalig oral bei Schafen. Die höchsten Konzentrationen im abfließenden Wasser nach den beiden Behandlungen in der Studie mit Rindern entsprachen 85.3 ng/L und 4.1 ng/L und in der Studie mit Schafen 120.4 ng/L und 29 ng/L. SINCLAIR et al. (2008) gehen in ihrer Arbeit von einer Verdünnung im Oberflächengewässer um den Faktor zehn aus. Daraus resultieren Konzentrationen von 8.5 ng/L und 0.4 ng/L bei der Studie mit Rindern und 12 ng/L und 2.9 ng/L bei der Studie mit Schafen.

Nach einer einmaligen Injektion von Ivermectin bei Rindern, gehalten in einem Gatter, wurden im abfließenden Wasser maximal 4.4 ng/L gemessen (NESSEL et al. 1989). Mit den Verdünnungsfaktoren drei und zehn wird die Konzentration in Oberflächengewässer auf 0.4-1.5 ng/L geschätzt. Das Potential von Ivermectin Oberflächengewässer zu belasten, wurde in zwei weiteren Feldstudien untersucht: In der einen wurden Schweine auf einer Koppel einmal oral mit Ivermectin behandelt und das Wasser in einem angrenzenden kleinem Fließgewässer analysiert, in der anderen wurden

Rinder auf einer Weide zweimal topisch mit Ivermectin behandelt und das Wasser in einem Bach untersucht, zu dem die Tiere direkten Zugang hatten. In keiner der beiden Studien wurde im Wasser der kleinen Fließgewässer Ivermectin gefunden, bei einer Nachweisgrenze von 0.2 ng/L (BOXALL et al. 2006).

Effektschwelle

Nach der Applikation von 3.3 ng/L wurden keine statistisch signifikanten Effekte, die mit der Belastung von Ivermectin in Zusammenhang standen, festgestellt (Tab 46). Die Belastung mit 30 ng/L Ivermectin führte zu leichten Effekten (Effektklasse 2) auf die Gesamtabundanz und die Gesellschaftsstruktur (SPEAR-Index) des Makrozoobenthos sowie auf die Abundanz der Taxa Ephemeroptera (MZB-SK), *Dugesia* sp. (MZB-SK) und Limnephilidae (emergierte Insekten), während auf den Abbau von organischer Substanz (Abbaurrate von Blättern der Schwarz-Erle) ausgeprägte Langzeiteffekte (Effektklasse 5B) nachgewiesen wurden.

Tab 46: Pilotstudie mit Ivermectin. Einteilung der beobachteten Effekte in die Effektklassen.
1: keine Effekte, 2: leichte Effekte, 5B: ausgeprägte Langzeiteffekte ohne Erholung.

Endpunkt	3.3	30
Makroinvertebraten		
Drift	1	1
Gesamtabundanz	1	2
Gesellschaftsstruktur	1	2
Diversität	1	1
Populationen der sensitivsten Taxa		
Ephemeroptera	1	2
<i>Dugesia</i> sp.	1	2
Gammariden-Bioassay	1	1
Emergierte Insekten		
Gesamtabundanz	1	1
Gesellschaftsstruktur	1	1
Diversität	1	1
Populationen der sensitivsten Taxa		
Limnephilidae	1	2
Primärproduzenten		
Suspendierte Algen	1	1
Periphyton	1	1
Primärproduktion (O ₂ , pH)	1	1
Abbaurrate Blätter	1	5B

Für die Risikobewertung von TAM wird die Konzentration, bei der keine Effekte auf die Umwelt erwartet werden (PNEC), unter Zuhilfenahme von Bewertungsfaktoren von ökotoxikologischen Daten aus Experimenten abgeleitet (CVMP 2000, 2005, 2008). Da die entsprechenden Richtlinien-dokumente zur Risikobewertung von TAM keine Beschreibung zum Umgang mit aquatischen Mesokosmos-Versuchen enthalten (CVMP 2000, 2005, 2008), wird hier zur Herleitung der PNEC aus

der FGMÖ-Studie der Leitfaden der EFSA zur aquatischen Risikobewertung von PSM herangezogen (EFSA 2013). Für Mesokosmos-Versuche, die den Ansprüchen für eine adäquate Effektbewertung entsprechen und die im Hinblick auf die Verweildauer der Testsubstanz im Wasser ein realistisches Worst-Case-Szenario darstellen, ist ein Bewertungsfaktor von zwei für die Effektklasse 1 vorgesehen (EFSA 2013). Teilt man die Konzentration der Effektklasse 1 (3.3 ng/L) durch den Bewertungsfaktor zwei, ergibt sich eine PNEC von 1.65 ng/L.

Risikoanalyse

In Abhängigkeit von den zu erwartenden Umweltkonzentrationen wurden für die verschiedenen Anwendungen und Expositionsszenarien von Ivermectin unterschiedlich hohe Risikoquotienten ermittelt (Tab 47). Bei fünf von acht Szenarien zeigt ein Risikoquotient von >1 ein erhöhtes Risiko von Ivermectin für kleine Fließgewässer im Falle eines Worst-Case Szenarios an. In zwei Szenarien, Injektion bei intensiv gehaltenen Rindern und Ausbringen ihrer Gülle (FERNANDEZ et al. 2011) sowie topische Anwendung bei Rindern auf einer versiegelten Fläche (SINCLAIR et al. 2008), führt auch der Best-Case zu einem erhöhten Risiko für kleine Fließgewässer.

LIEBIG et al. (2010) stellten in ihrer Umweltrisikobewertung für Ivermectin, bei der die aquatische Effektbewertung auf Stillgewässerarten beruhte, ebenfalls fest, dass die Anwendung von Ivermectin ein erhöhtes Umweltrisiko für (lentiche) aquatische Ökosysteme birgt. Bei den zu erwartenden Umweltkonzentrationen sind sowohl bei Sedimentbewohnern als auch bei Arthropoden, die sich bevorzugt in der Wassersäule aufhalten, klare Effekte zu erwarten (LIEBIG et al. 2010).

Tab 47: Risikobewertung von Ivermectin für kleine Fließgewässer anhand der in dieser Studie beobachteten Effekte. PNEC: 1.65 ng/L. Risikoquotient: PEC/PNEC.
a: LIEBIG ET AL. 2010; b: FERNANDEZ ET AL. 2011; c: SINCLAIR ET AL. 2008; d: NESSEL ET AL. 1989; e: BOXALL ET AL. 2006.

Szenario	Anwendung	Methode	PEC		Risikoquotient	
			Best-Case	Worst-Case	Best-Case	Worst-Case
Weidetiere + direkte Exkretion ^a	Injektion	CVMP 2008	0.7	10.3	0.4	6.2
Intensive Tierhaltung + Ausbringung der Gülle ^a	Injektion	FOCUS	0.77	6.2	0.5	3.8
Intensive Tierhaltung + Ausbringung der Gülle ^b	Injektion (Rind)	Halbfreiland	2.0	29.3	1.2	17.8
Freilandgatter + Abfluss von versiegelter Oberfläche ^c	Oral (Schaaf)	Feldstudie	0.4	8.5	0.2	5.2
Freilandgatter + Abfluss von versiegelter Oberfläche ^c	Topisch (Rind)	Feldstudie	2.9	12	1.8	7.3
Freilandgatter + Abfluss von Boden ^d	Injektion (Rind)	Feldstudie	0.4	1.5	0.2	0.9
Weidetiere + direkte Exkretion ^e	Topisch (Rind)	Feldstudie	-	<0.2	-	<0.1
Freilandgatter + Abfluss von Boden ^e	Oral (Schwein)	Feldstudie	-	<0.2	-	<0.1

B Fazit

Mit den Ergebnissen dieser Studie wurde ein erhöhtes Risiko für kleine Fließgewässer durch die Anwendung von Ivermectin bei Landnutztieren in zwei von acht Best-Case Szenarien aufgezeigt. Nach der Applikation von 30 ng Ivermectin/L wurden auf Arthropoden, die zuvor als empfindlichste aquatische Organismengruppe beschrieben wurden, zwar nur leichte Effekte festgestellt, aber auf die mikrobielle Abbaurate von Blättern der Schwarz-Erle langanhaltende Effekte ohne Erholung. Da der in der vorliegenden Studie für die Risikobewertung maßgebende Endpunkt (mikrobielle Abbaurate von Blättern) einer war, für den bisher keine Effekte von Ivermectin beschrieben wurden, sollten die Beobachtungen in weiteren Studien verifiziert werden. Außerdem wäre es interessant, den Mechanismus, der zu einer beschleunigten mikrobiellen Abbaugeschwindigkeit geführt hat, zu klären und die Hypothese zu überprüfen, ob dabei indirekte Effekte über Organismen, die sich von Mikroorganismen ernähren (z.B. Nematoden), eine Rolle gespielt haben könnten.

Zur Reduktion des Risikos für die aquatische Umwelt könnten Risikominderungsmaßnahmen ergriffen werden, die den Eintrag von Ivermectin in Oberflächengewässer herabsetzen. Dabei sollten die Expositionsszenarien differenziert betrachtet werden. Weidetieren könnte z.B. während der Behandlung mit Ivermectin und der Zeitspanne mit der höchsten Exkretionsrate der Zugang zu Oberflächengewässern verwehrt werden (LIEBIG et al. 2010). Bei der Ausbringung von Gülle aus intensiver Tierhaltung würde ein größerer Mindestabstand zu Gewässern die Konzentration von Ivermectin in aquatischen Ökosystemen verringern. Beschränkt man die topische Anwendung auf Tiere in überdachten Gehegen, wird ein Abwaschen von Ivermectin durch Regenwasser verhindert.

Die Risikobewertung für Ivermectin in dieser Arbeit ist auf die Eintragspfade in Oberflächengewässer nach der Anwendung bei Landnutztieren begrenzt. Die Folgen für die aquatische Umwelt durch andere Einsatzfelder von Ivermectin, z.B. in der Aquakultur oder bei Haustieren wurden nicht berücksichtigt (DAVIES & RODGER 2000a; KÖVECSÉS & MARCOGLIESE 2005; HORSBERG 2012).

Abschlussfazit und Ausblick

Abschlussfazit

In dieser Arbeit wurde ein Freiland-Testsystem mit künstlichen Fließgewässern entwickelt und etabliert. Es konnte gezeigt werden, dass die FGMÖ eine hohe ökologische Aussagekraft besitzen und sich für die Umweltrisikobewertung von Substanzen mit insektizider Wirkung sehr gut eignen. Der Hauptvorteil im Vergleich zu Labortests liegt in der Möglichkeit, ökosystemare Effekte unmittelbar untersuchen zu können. Mithilfe der FGMÖ können direkte und indirekte Auswirkungen einer Testsubstanz sowohl auf die Artengemeinschaft auf Populations- und Gemeinschaftsebene als auch auf Ökosystemfunktionen wie die Primärproduktion oder der Abbau von organischer Substanz über den Zeitraum von mehreren Monaten beobachtet werden. Dadurch werden die Unsicherheiten bei der Übertragung auf das Freiland gegenüber kurzen Laborstudien mit einer Spezies unter stark vereinfachten und artifiziellen Bedingungen deutlich reduziert.

Im Gegensatz zu statischen Mesokosmen beherbergen die FGMÖ eine Biozönose, die für kleine Fließgewässer repräsentativ ist. Das Makrozoobenthos, einschließlich besonders sensitiver Taxa und Taxa mit hoher Vulnerabilität, kann in den FGMÖ wesentlich präziser untersucht werden als in statischen Mesokosmen. Deshalb können durch den Einsatz der FGMÖ anstelle von statischen Mesokosmen die Unsicherheiten bei der Übertragung von Ergebnissen aus Mesokosmos-Studien auf Fließgewässer deutlich reduziert werden können. Daraus ergibt sich ein weiterer Vorteil der FGMÖ: Sie ermöglichen einen Brückenschlag zwischen der prospektiven und retrospektiven Risikobewertung im Rahmen der WRRL, bei der das Makrozoobenthos zur Bestimmung der Gewässergüte von Fließgewässern ebenfalls eine elementare Rolle einnimmt (MEIER et al. 2006b).

Im Vergleich zu Freilandstudien können kausale Zusammenhänge wie Dosis-Wirkung Beziehungen von Chemikalien mit den FGMÖ klarer identifiziert und exakter beschrieben werden. Allerdings können Prozesse, die in natürlichen Fließgewässern mit flussaufwärtsgelegenen Abschnitten, dem Land-Wasser-Austausch oder der Verbindung zum Grundwasser verknüpft sind, in den geschlossenen FGMÖ derzeit nicht abgebildet werden. Bei ökotoxikologischen Studien macht sich das vor allem beim Umweltverhalten von persistenten Chemikalien bemerkbar.

In einer Pilotstudie mit dem TAM Ivermectin wurde veranschaulicht, dass sich die FGMÖ für eine Effektbewertung eignen und sensitive Testsysteme sind. Anhand des empfindlichsten Parameters, dem Abbau organischer Substanz (Blätter der Schwarz-Erle), wurde nachgewiesen, dass von Ivermectin bei der aktuellen Anwendungspraxis ein erhöhtes Risiko für kleine Fließgewässer ausgeht. Bei fünf von acht Expositionsszenarien übertrafen die zu erwartenden Umweltkonzentrationen (6.2-29.3 ng/L) im Falle eines Worst-Case Szenarios die ermittelte Effektschwelle (PNEC = 1.65 ng/L).

Weitere Anwendungsmöglichkeiten der FGMÖ

In Kombination mit den sich auf dem Freiland-Versuchsgelände des IfG befindlichen statischen Mesokosmen ist es mit der neuen FGMÖ-Anlage möglich, vergleichende Studien zu Effekten von Chemikalien in lenticen und lotischen Ökosystemen zur gleichen Zeit unter denselben Witterungsbedingungen durchzuführen. Im Kontext der WRRL (EU 2000) werden prioritäre Substanzen mit Umweltqualitätsnormen versehen, die auch aus Mesokosmen-Studien abgeleitet werden können (LEPPER 2002, 2004; EC 2011). Da das Makrozoobenthos in Fließgewässern zur Überprüfung der Gewässerqualität herangezogen wird, haben die FGMÖ mit ihren Eigenschaften besonders gute Voraussetzungen, für die Bestimmung oder Überprüfung von Umweltqualitätsnormen der WRRL.

Neben der Verwendung in ökotoxikologischen Studien sind die FGMÖ für ein breites Spektrum an verschiedenen Einsatzfeldern der angewandten aquatischen Ökologie prädestiniert, da mit ihnen der Einfluss von weiteren Störfaktoren auf die Struktur und einzelne Funktionen des Ökosystems *kleines Fließgewässer* untersucht werden kann. So könnten mit der FGMÖ-Anlage beispielsweise die direkten Folgen des Klimawandels (Anstieg der Wassertemperatur), die Auswirkung von invasiven Arten, die Effekte einer Veränderung des Abflussregimes (der Fließgeschwindigkeit), die Bedeutung von einer Belastung mit Salzen und die Konsequenzen von Habitatzerstörung oder dem Eintrag von feinen Sedimenten durch Erosion analysiert werden (CAÑEDO-ARGÜELLES et al. 2013; DOHET et al. 2015; ELBRECHT et al. 2016). Diese Störfaktoren gehören zu den maßgeblichen Bedrohungen für Fließ- und andere Binnengewässer (MALMQVIST & RUNDLE 2002; DUDGEON et al. 2006; VÖRÖSMARTY et al. 2010; CAÑEDO-ARGÜELLES et al. 2013). Aus den Beobachtungen in Studien mit den FGMÖ könnten hilfreiche Empfehlungen für den Gewässerschutz abgeleitet werden.

Aber auch in der ökologischen Grundlagenforschung sind zahlreiche Anwendungsmöglichkeiten denkbar. Eine kontrovers geführte wissenschaftliche Debatte beschäftigt sich z.B. damit, inwieweit die Biodiversität eines Ökosystems und seine Ökosystemfunktionen zusammen hängen (LOREAU et al. 2001; HOOPER et al. 2005; DUDGEON 2010). FGMÖ wurden bereits für diesen Forschungsansatz genutzt: In einer Studie mit kleinen FGMÖ konnte der Zusammenhang zwischen der Diversität von Köcherfliegenlarven und ihrem positiven Einfluss auf die Verwertung von suspendierten Partikeln geklärt werden (CARDINALE et al. 2002).

Ausblick

In dieser Arbeit lag das Augenmerk beim Vergleich zwischen den FGMÖ und den natürlichen Bächen auf dem Makrozoobenthos. Eine ähnliche Gegenüberstellung sollte auch für Primärproduzenten durchgeführt werden, um die Aussagekraft der FGMÖ für Effektbewertungen von Substanzen mit herbizider Wirkung zu überprüfen.

Die Auswertung der Meiofauna und eine genauere Analyse des Biofilms wären sinnvolle Erweiterungen für die Endpunkte bei Versuchen mit den FGMÖ. Mit der Meiofauna würden weitere gegenüber Insektiziden empfindliche Organismengruppen wie Microcrustaceen und Rotarorien erfasst werden (DOLE-OLIVIER et al. 2000; RICCI & BALSAMO 2000). Wegen ihrer ökologischen Bedeutung (Primärproduktion, Nährstoffumsetzung), ihrer ubiquitären Verbreitung und ihrer Sensitivität gegenüber Schadstoffen werden Biofilme als gute Indikatoren für die Integrität des Ökosystems Fließgewässer betrachtet (SABATER et al. 2007). Biofilme sind diverse Lebensgemeinschaften, bestehend aus autotrophen und heterotrophen Organismen, die eine komplexe, dreidimensionale Struktur bilden (LOPEZ et al. 2010; PETER et al. 2011). Bisher beschränkten sich die Messungen in den FGMÖ-Studien auf die typischen autotrophen Vertreter (Periphyton: Algen) eines Fließgewässer-Biofilms. Ein Einbeziehen der Auswertung von heterotrophen Organismen (Bakterien, Pilze und Protozoa) z.B. mit molekularen Methoden würde die Analyse des Biofilms abrunden (ROMANI & SABATER 1999; VINTEN et al. 2011).

Die beiden nächsten zentralen Schritte bei der Weiterentwicklung der FGMÖ-Anlage sind: (1) Eine Erweiterung auf mindestens 15 Replikate, um Mesokosmos-Studien mit dem „minimalen“ Design im Richtlinien dokument der EFSA (fünf Kontrollen und fünf duplizierte Behandlungsgruppen) durchführen zu können. (2) Der Ausbau zu teilweise geschlossenen Systemen mit temporärem Wasseraustausch, um die für Fließgewässer typischen Expositionsszenarien mit einer Kurzzeit-

belastung nachstellen zu können. Des Weiteren sollte noch experimentell überprüft werden, ob sich die FGMÖ auch für die ERO eignen. Es wurde zwar gezeigt, dass eine ausreichende Anzahl an Taxa mit hoher Vulnerabilität statistisch erfasst werden kann, aber es fehlt der Nachweis, ob sich die Populationen im Hinblick auf eine Erholung nach Schadstoffexposition tatsächlich wie natürliche Populationen verhalten. Eine externe Wiederbesiedlung über die Wasserphase könnte durch erneuten Besatz mit Fließgewässerorganismen nach der Applikation der Testsubstanz simuliert werden. Dieser Ansatz wurde vom Umweltbundesamt in einer Studie mit FGMÖ bereits erfolgreich erprobt (MOHR et al. 2012).

Literaturverzeichnis

- Abelho, M. 2001. From Litterfall to Breakdown in Streams: A Review. *The Scientific World* 1: 656–680.
- Alix, A. 2010. Ecological Characterization of edge-of-field surface waters: an introduction. Linking aquatic exposure and effects - Risk assessment of pesticides. T. C. M. Brock, A. Alix, C. Brown et al. Pensacola, USA, CRC Press, Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC) Press: 244-250.
- Allan, J. D. 2004. Landscapes and riverscapes: The influence of land use on stream ecosystems. *Annual Review of Ecology Evolution and Systematics* 35: 257-284.
- Alonso, A., H. J. De Lange & E. Peeters 2010. Contrasting sensitivities to toxicants of the freshwater amphipods *Gammarus pulex* and *G. fossarum*. *Ecotoxicology* 19(1): 133-140.
- AMG 2005. Gesetz über den Verkehr mit Arzneimitteln (Arzneimittelgesetz - AMG). Arzneimittelgesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 12. Dezember 2005 (BGBl. I S. 3394), das durch Artikel 2 des Gesetzes vom 10. Dezember 2015 (BGBl. I S. 2210) geändert worden ist.
- Ankley, G. T., R. S. Bennett, R. J. Erickson, D. J. Hoff, M. W. Hornung, R. D. Johnson, D. R. Mount, J. W. Nichols, C. L. Russom, P. K. Schmieder, J. A. Serrano, J. E. Tietge & D. L. Villeneuve 2010. Adverse outcome pathways: A conceptual framework to support ecotoxicology research and risk assessment. *Environmental Toxicology and Chemistry* 29(3): 730-741.
- AQEM expert consortium 2002. Ecological classifications by AQEM expert consortium. Abgerufen am 20.07.2015, von www.aqem.de.
- Araújo, C. V. M., M. Moreira-Santos & R. Ribeiro 2016. Active and passive spatial avoidance by aquatic organisms from environmental stressors: A complementary perspective and a critical review. *Environment International* 92–93: 405-415.
- Arthington, A. H., R. J. Naiman, M. E. McClain & C. Nilsson 2010. Preserving the biodiversity and ecological services of rivers: new challenges and research opportunities. *Freshwater Biology* 55(1): 1-16.
- Artmann, U., J. A. Waringer & M. Schagerl 2003. Seasonal dynamics of algal biomass and allochthonous input of coarse particulate organic matter in a low-order sandstone stream (Weidlingbach, Lower Austria). *Limnologica* 33(2): 77-91.
- Babut, M., G. H. Arts, A. Barra Caracciolo, N. Carlier, N. Domange, N. Friberg, V. Gouy, M. Grung, L. Lagadic, F. Martin-Laurent, N. Mazzella, S. Pesce, B. Real, S. Reichenberger, E. W. M. Roex, K. Romijn, M. Röttele, M. Stenrød, J. Tourné, F. Vernier & E. Vindimian 2013. Pesticide risk assessment and management in a globally changing world—report from a European interdisciplinary workshop. *Environmental Science and Pollution Research* 20(11): 8298-8312.
- Baldy, V., M. O. Gessner & E. Chauvet 1995. Bacteria, fungi and the breakdown of leaf-litter in a large river. *Oikos* 74(1): 93-102.
- Baldy, V. & M. O. Gessner 1997. Towards a budget of leaf litter decomposition in a first-order woodland stream. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences - Series III - Sciences de la Vie* 320(9): 747-758.
- Balian, E. V., H. Segers, C. Leveque & K. Martens 2008. The freshwater animal diversity assessment: An overview of the results. *Hydrobiologia* 595: 627-637.
- Bärlocher, F. 1985. The role of fungi in the nutrition of stream invertebrates. *Botanical Journal of the Linnean Society* 91(1-2): 83-94.
- Bärlocher, F. 2005. Leaf mass loss estimated by litter bag technique. *Methods to Study Litter Decomposition - A Practical Guide*. M. A. S. Graca, F. Bärlocher & M. O. Gessner. Dordrecht, Niederlande, Springer.
- Baumgartner, A., Ed. 1996. Allgemeine Hydrologie - quantitative Hydrologie. Lehrbuch der Hydrologie / hrsg. von Hans-Jürgen Liebscher ; 1. Berlin; Stuttgart, Borntraeger.

- Baumgartner, S. D. & C. T. Robinson 2015. Land-use legacy and the differential response of stream macroinvertebrates to multiple stressors studied using insitu experimental mesocosms. *Freshwater Biology* 60(8): 1622-1634.
- Baxter, C. V., K. D. Fausch & W. C. Saunders 2005. Tangled webs: reciprocal flows of invertebrate prey link streams and riparian zones. *Freshwater Biology* 50(2): 201-220.
- Beisel, J. N., P. Usseglio-Polatera, S. Thomas & J. C. Moreteau 1998. Stream community structure in relation to spatial variation: the influence of mesohabitat characteristics. *Hydrobiologia* 389(1-3): 73-88.
- Beketov, M. A., K. Foit, R. B. Schafer, C. A. Schriever, A. Sacchi, E. Capri, J. Biggs, C. Wells & M. Liess 2009. SPEAR indicates pesticide effects in streams - Comparative use of species- and family-level biomonitoring data. *Environ Pollut* 157(6): 1841-1848.
- Beketov, M. A., B. J. Kefford, R. B. Schäfer & M. Liess 2013. Pesticides reduce regional biodiversity of stream invertebrates. *Proceedings of the National Academy of Sciences* 110(27): 11039-11043.
- Beketov, M. A. & M. Liess 2012. Ecotoxicology and macroecology - Time for integration. *Environ Pollut* 162: 247-254.
- Beketov, M. A., R. B. Schäfer, A. Marwitz, A. Paschke & M. Liess 2008. Long-term stream invertebrate community alterations induced by the insecticide thiacloprid: effect concentrations and recovery dynamics. *Science of the Total Environment* 405(1-3): 96-108.
- Belanger, S. E. 1997. Literature Review and Analysis of Biological Complexity in Model Stream Ecosystems: Influence of Size and Experimental Design. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 36(1): 1-16.
- Berghahn, R., S. Mohr, V. Hübner, R. Schmiediche, I. Schmiedling, E. Svetich-Will & R. Schmidt 2012. Effects of repeated insecticide pulses on macroinvertebrate drift in indoor stream mesocosms. *Aquat Toxicol* 122-123: 56-66.
- Biggs, J., P. Williams, M. Whitfield, P. Nicolet, C. Brown, J. Hollis, D. Arnold & T. Pepper 2007. The freshwater biota of British agricultural landscapes and their sensitivity to pesticides. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 122(2): 137-148.
- Bilton, D. T., J. R. Freeland & B. Okamura 2001. Dispersal in freshwater invertebrates. *Annual Review of Ecology and Systematics* 32: 159-181.
- Biss, R., P. Kübler, I. Pinter & U. Braukmann 2002. Leitbildbezogenes biozönotisches Bewertungsverfahren für Fließgewässer (aquatischer Bereich) in der Bundesrepublik Deutschland. Ein erster Beitrag zur integrierten ökologischen Fließgewässerbewertung. Umweltbundesamt Texte 62/02.
- Bloom, R. A. & J. C. Matheson 1993. Environmental assessment of Avermectins by the US Food and Drug Administration. *Veterinary Parasitology* 48(1-4): 281-294.
- Boesten, J., H. Kopp, P. I. Adriaanse, T. C. M. Brock & V. E. Forbes 2007. Conceptual model for improving the link between exposure and effects in the aquatic risk assessment of pesticides. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 66(3): 291-308.
- Boonstra, H., E. P. Reichman & P. J. van den Brink 2011. Effects of the Veterinary Pharmaceutical Ivermectin in Indoor Aquatic Microcosms. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 60(1): 77-89.
- Boulton, A. J., S. Findlay, P. Marmonier, E. H. Stanley & H. M. Valett 1998. The functional significance of the hyporheic zone in streams and rivers. *Annual Review of Ecology and Systematics* 29: 59-81.
- Boxall, A., M. Crane, C. Corsing, C. Erikson & A. Tait 2009. Uses and Inputs of Veterinary Medicines in the Environment. *Veterinary Medicines in the Environment*. M. Crane, A. Boxall & C. Barrett. Pensacola, USA, CRC Press/SETAC Press.
- Boxall, A. B. A., L. A. Fogg, D. J. Baird, C. Lewis, T. C. Telfer, D. Kolpin, A. Gravell, E. Pemberton & T. Boucard 2006. Targeted monitoring study for veterinary medicines in the environment. Science Report SC030183/SR. Bristol (UK).

- Boxall, A. B. A., L. A. Fogg, E. J. Pemberton, D. W. Kolpin & D. J. Baird 2003a. Prioritization, modeling and monitoring of veterinary medicines in the UK environment. *Abstracts of Papers of the American Chemical Society* 228: U617-U617.
- Boxall, A. B. A., D. W. Kolpin, B. Halling-Sorensen & J. Tolls 2003b. Are veterinary medicines causing environmental risks? *Environmental Science & Technology* 37(15): 286A-294A.
- Brain, R. A., D. J. Johnson, S. M. Richards, M. L. Hanson, H. Sanderson, M. W. Lam, C. Young, S. A. Mabury, P. K. Sibley & K. R. Solomon 2004. Microcosm evaluation of the effects of an eight pharmaceutical mixture to the aquatic macrophytes *Lemna gibba* and *Myriophyllum sibiricum*. *Aquatic Toxicology* 70(1): 23-40.
- Brain, R. A., C. J. Wilson, D. J. Johnson, H. Sanderson, K. Bestari, M. L. Hanson, P. K. Sibley & K. R. Solomon 2005. Effects of a mixture of tetracyclines to *Lemna gibba* and *Myriophyllum sibiricum* evaluated in aquatic microcosms. *Environmental Pollution* 138(3): 425-442.
- Breuer, F., P. Janz, E. Farrelly & K. P. Ebke 2016. Seasonality of algal communities in small streams and ditches in temperate regions using delayed fluorescence. *Journal of Freshwater Ecology*.
- Breuer, F., P. Janz, E. Farrelly & K. P. Ebke eingereicht. Environmental and structural Factors influencing Algal Communities in small Streams and Ditches in central Germany. *bei Journal of Freshwater Ecology*.
- Brinke, M., S. Hoss, G. Fink, T. A. Ternes, P. Heininger & W. Traunspurger 2010. Assessing effects of the pharmaceutical ivermectin on meiobenthic communities using freshwater microcosms. *Aquatic Toxicology* 99(2): 126-137.
- Brock, T. C. M. 2013. Priorities to improve the ecological risk assessment and management for pesticides in surface water. *Integrated Environmental Assessment and Management* 9(3): E64-E74.
- Brock, T. C. M., A. Alix, C. Brown, E. Capri, B. Gottesbüren, F. Heimbach, C. Lythgo, R. Schulz & M. Streloke 2010a. Linking aquatic exposure and effects - Risk assessment of pesticides. Pensacola Fl, USA, CRC Press, Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC) Press.
- Brock, T. C. M., G. Arts, D. Belgers & C. van Rhenen-Kersten 2010b. Ecological Characterization of drainage ditches in the Netherlands to evaluate pesticide stress. Linking aquatic exposure and effects - Risk assessment of pesticides. T. C. M. Brock, A. Alix, C. Brown et al. Pensacola, USA, CRC Press, Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC) Press: 250-268.
- Brock, T. C. M., G. H. P. Arts, L. Maltby & P. J. Van den Brink 2006. Aquatic risks of pesticides, ecological protection goals, and common aims in european union legislation. *Integrated Environmental Assessment and Management* 2(4): e20-e46.
- Brock, T. C. M., M. Hammers-Wirtz, U. Hommen, T. G. Preuss, H. T. Ratte, I. Roessink, T. Strauss & P. J. Van den Brink 2014. The minimum detectable difference (MDD) and the interpretation of treatment-related effects of pesticides in experimental ecosystems. *Environmental Science and Pollution Research*: 1-15.
- Brock, T. C. M., J. Lahr & P. J. van den Brink 2000a. Ecological risks of pesticides in freshwater ecosystems. Part 1: Herbicides. Wageningen, Alterra Green World Research.
- Brock, T. C. M., J. Lahr & P. J. van den Brink 2000b. Ecological risks of pesticides in freshwater ecosystems. Part 2: Insecticides. Wageningen, Alterra Green World Research.
- Brock, T. C. M. & R. P. A. Van Wijngaarden 2012. Acute toxicity tests with *Daphnia magna*, *Americamysis bahia*, *Chironomus riparius* and *Gammarus pulex* and implications of new EU requirements for the aquatic effect assessment of insecticides. *Environmental Science and Pollution Research* 19(8): 3610-3618.
- Brogan, W. R. & R. A. Relyea 2013. Mitigating with macrophytes: Submersed plants reduce the toxicity of pesticide-contaminated water to zooplankton. *Environmental Toxicology and Chemistry* 32(3): 699-706.
- Brooks, A. J., T. Haeusler, I. Reinfelds & S. Williams 2005. Hydraulic microhabitats and the distribution of macroinvertebrate assemblages in riffles. *Freshwater Biology* 50(2): 331-344.

- Brooks, B. W., G. T. Ankley, J. F. Hobson, J. M. Lazorchak, R. D. Meyerhoff & K. R. Solomon 2009. Assessing the Aquatic Hazards of Veterinary Medicines. Veterinary Medicines in the Environment. M. Crane, A. Boxall & C. Barrett. Pensacola, USA, CRC Press/SETAC Press.
- Brown, C. D., N. Turner, J. Hollis, P. Bellamy, J. Biggs, P. Williams, D. Arnold, T. Pepper & S. Maund 2006. Morphological and physico-chemical properties of British aquatic habitats potentially exposed to pesticides. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 113(1–4): 307-319.
- BVL 2014. Absatz an Pflanzenschutzmitteln in der Bundesrepublik Deutschland Ergebnisse der Meldungen gemäß § 64 Pflanzenschutzgesetz für das Jahr 2013, Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit.
- Cairns, J. 1988. Putting the eco in ecotoxicology. *Regulatory Toxicology and Pharmacology* 8(2): 226-238.
- Cairns, J., A. G. Heath & B. C. Parker 1975. Effects of temperature upon toxicity of chemicals to aquatic organisms. *Hydrobiologia* 47(1): 135-171.
- Campbell, P. J., D. J. S. Arnold, T. C. M. Brock, N. J. Grandy, W. Heger, F. Heimbach, S. J. Maund & M. Streloke 1999. Guidance document on higher-tier aquatic risk assessment for pesticides (HARAP). Brussels, SETAC-Europe.
- Campbell, W. C. 1993. Ivermectin, an antiparasitic agent. *Medicinal Research Reviews* 13(1): 61-79.
- Campbell, W. C., M. H. Fisher, E. O. Stapley, G. Albersschonberg & T. A. Jacob 1983. Ivermectin - a potent new anti-parasitic agent. *Science* 221(4613): 823-828.
- Cañedo-Argüelles, M., B. J. Kefford, C. Piscart, N. Prat, R. B. Schäfer & C.-J. Schulz 2013. Salinisation of rivers: An urgent ecological issue. *Environmental Pollution* 173: 157-167.
- Canhoto, C. & M. A. S. Graca 1996. Decomposition of Eucalyptus globulus leaves and three native leaf species (*Alnus glutinosa*, *Castanea sativa* and *Quercus faginea*) in a Portuguese low order stream. *Hydrobiologia* 333(2): 79-85.
- Capkin, E., I. Altinok & S. Karahan 2006. Water quality and fish size affect toxicity of endosulfan, an organochlorine pesticide, to rainbow trout. *Chemosphere* 64(10): 1793-1800.
- Caquet, T., L. Lagadic & S. R. Sheffield 2000. Mesocosms in Ecotoxicology (1): Outdoor Aquatic Systems. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology* 165: 1-38.
- Car, M., W. Mohrig, O. Moog, P. Oosterbroek, H. Reusch, R. Wagner & P. Zwick 1995. Diptera (except Chironomidae). Fauna Aquatica Austriaca, Lieferungen 1995, 2002. O. Moog. Wien, Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft.
- Carson, R. 1962. Silent spring. Boston, USA, Houghton Mifflin Company.
- Ceballos, G., P. R. Ehrlich, A. D. Barnosky, A. García, R. M. Pringle & T. M. Palmer 2015. Accelerated modern human-induced species losses: Entering the sixth mass extinction. *Science Advances* 1(5).
- Chagnon, M., D. Kreuzweiser, E. A. Mitchell, E. A. Mitchell, C. A. Morrissey, D. A. Noome, D. A. Noome, J. P. Van der Sluijs & J. P. Van der Sluijs 2015. Risks of large-scale use of systemic insecticides to ecosystem functioning and services. *Environmental Science and Pollution Research* 22(1): 119-134.
- Chapman, P. M. 2002. Integrating toxicology and ecology: putting the "eco" into ecotoxicology. *Marine Pollution Bulletin* 44(1): 7-15.
- ChemG 1980. Gesetz zum Schutz vor gefährlichen Stoffen (Chemikaliengesetz - ChemG): Chemikaliengesetz in der Fassung der Bekanntmachung vom 28. August 2013 (BGBl. I S. 3498, 3991), das durch Artikel 4 Absatz 97 des Gesetzes vom 18. Juli 2016 (BGBl. I S. 1666) geändert worden ist.,
- Clarke, A., R. Mac Nally, N. Bond & P. S. Lake 2008. Macroinvertebrate diversity in headwater streams: a review. *Freshwater Biology* 53(9): 1707-1721.
- Collen, B., F. Whitton, E. E. Dyer, J. E. M. Baillie, N. Cumberlidge, W. R. T. Darwall, C. Pollock, N. I. Richman, A.-M. Soulsby & M. Böhm 2014. Global patterns of freshwater species diversity, threat and endemism. *Global Ecology and Biogeography* 23(1): 40-51.
- Cook, D. F., I. R. Dadour & D. N. Ali 1996. Effect of diet on the excretion profile of ivermectin in cattle faeces. *International Journal for Parasitology* 26(3): 291-295.

- Craig, D. A. 1993. Hydrodynamic considerations in artificial stream research. Research in artificial streams: Applications, uses, and abuses. S. J. Lambert & A. D. Steinman, *Journal of the North American Benthological Society* 12:313-384: 324-327.
- Crane, M., K. Barrett & A. Boxall 2009. Workshop Conclusions and Recommendations. Veterinary Medicines in the Environment. M. Crane, A. Boxall & C. Barrett. Pensacola, USA, CRC Press/SETAC Press.
- Crossland, N. O., F. Heimbach, I. R. Hill, A. Boudou, P. Leeuwangh, P. Matthiessen & G. Persoone 1992. Summary and Recommendations of the European Workshop on Freshwater Field Tests (EWOFFT). Postdam June 25-26, 1992.
- Crossland, N. O., G. C. Mitchell, D. Bennett & J. Maxted 1991. An outdoor artificial stream system designed for ecotoxicological studies. *Ecotoxicol Environ Saf* 22(2): 175-183.
- Crutzen, P. J. & E. F. Stoermer 2000. The Anthropocene. *IGBP Global Change Newsletters* 41: 17-18.
- Cummins, K. W. 1973. Trophic relations of aquatic insects. *Annual Review of Entomology* 18: 183-206.
- Cummins, K. W. 1974. Structure and function of stream ecosystems. *Bioscience* 24(11): 631-641.
- Cummins, K. W. & M. J. Klug 1979. Feeding ecology of stream invertebrates. *Annual Review of Ecology and Systematics* 10: 147-172.
- CVMP 2000. Guideline on Environmental Impact Assessment (EIAs) for Veterinary Medicinal Products - Phase I, CVMP/VICH/592/98-FINAL. London, England, Comcommittee for medical products for veterinary use (CVMP).
- CVMP 2005. Guideline on Environmental Impact Assessment for Veterinary Medicinal Products - Phase II, CVMP/VICH/790/03-FINAL. London, England, Comcommittee for medical products for veterinary use (CVMP).
- CVMP 2008. Revised guideline on environmental impact assessment for veterinary medicinal products in support of the VICH guidelines GL6 and GL38. EMEA/CVMP/ERA/418282/2005-corr London, England, Comcommittee for medical products for veterinary use (CVMP).
- Daughton, C. G. & T. A. Ternes 1999. Pharmaceuticals and personal care products in the environment: Agents of subtle change? *Environmental Health Perspectives* 107: 907-938.
- Davies, B., J. Biggs, P. Williams, M. Whitfield, P. Nicolet, D. Sear, S. Bray & S. Maund 2008. Comparative biodiversity of aquatic habitats in the European agricultural landscape. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 125(1-4): 1-8.
- Davies, I. M. & G. K. Rodger 2000a. A review of the use of ivermectin as a treatment for sea lice [*Lepeophtheirus salmonis* (Krøyer) and *Caligus elongatus* Nordmann] infestation in farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture Research* 31(11): 869-883.
- Davies, I. M. & G. K. Rodger 2000b. A review of the use of ivermectin as a treatment for sea lice *Lepeophtheirus salmonis* (Kroyer) and *Caligus elongatus* Nordmann infestation in farmed Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture Research* 31(11): 869-883.
- de Jong, F. M. W., T. C. M. Brock, E. M. Foekema & P. Leeuwangh 2008. Guidance for summarizing and evaluating aquatic micro- and mesocosm studies. RIVM Report 601506009/2008A National Institute for Public Health and the Environment, Bilthoven, Niederlande.
- Debus, R., A. Fliedner & C. Schäfers 1996. An artificial stream mesocosm to simulate fate and effects of chemicals: Technical data and initial experience with the biocenosis. *Chemosphere* 32(9): 1813-1822.
- Dewson, Z. S., A. B. W. James & R. G. Death 2007. A review of the consequences of decreased flow for instream habitat and macroinvertebrates. *Journal of the North American Benthological Society* 26(3): 401-415.
- Dhadialla, T. S., G. R. Carlson & D. P. Le 1998. New insecticides with ecdysteroidal and juvenile hormone activity. *Annual Review of Entomology* 43: 545-569.
- Di Nica, V., L. Menaballi, G. Azimonti & A. Finizio 2015. RANKVET: A new ranking method for comparing and prioritizing the environmental risk of veterinary pharmaceuticals. *Ecological Indicators* 52: 270-276.

- Dohet, A., D. Hlubikova, C. E. Wetzel, L. L'Hoste, J. F. Iffly, L. Hoffmann & L. Ector 2015. Influence of thermal regime and land use on benthic invertebrate communities inhabiting headwater streams exposed to contrasted shading. *Science of the Total Environment* 505: 1112-1126.
- Domisch, S., S. C. Jahnig & P. Haase 2011. Climate-change winners and losers: stream macroinvertebrates of a submontane region in Central Europe. *Freshwater Biology* 56(10): 2009-2020.
- Dören, L. 2008. Biomonitoring - Bewertung des ökologischen Zustandes der Gleen im Bereich eines Kläranlageneinleiters anhand von Makrozoobenthos gemäß der EU-WRRL. Facharbeit zur Erlangung des Abschlusses "Fachökotoxikologie GDCh/SETAC GLB".
- Dudgeon, D., A. H. Arthington, M. O. Gessner, Z. I. Kawabata, D. J. Knowler, C. Leveque, R. J. Naiman, A. H. Prieur-Richard, D. Soto, M. L. J. Stiassny & C. A. Sullivan 2006. Freshwater biodiversity: importance, threats, status and conservation challenges. *Biological Reviews* 81(2): 163-182.
- DüV 2006. Düngeverordnung in der Fassung der Bekanntmachung vom 27. Februar 2007 (BGBl. I S. 221), die zuletzt durch Artikel 5 Absatz 36 des Gesetzes vom 24. Februar 2012 (BGBl. I S. 212) geändert worden ist.
- DWD 2015. Mittelwerte 30-jähriger Perioden. Deutscher Wetterdienst. Abgerufen am 09.09.2015, 2015, von <http://www.dwd.de>.
- EC 2011. Technical Guidance for Deriving Environmental Quality Standards. Common Implementation Strategy for the Water Framework Directive (2000/60/EC). Guidance Document No. 27. Brüssel, Belgien.
- EFSA 2010. Scientific Opinion on the development of specific protection goal options for environmental risk assessment of pesticides, in particular in relation to the revision of the Guidance Documents on Aquatic and Terrestrial Ecotoxicology (SANCO/3268/2001 and SANCO/10329/2002). *EFSA Journal* 8(10): 1821.
- EFSA 2013. Guidance on tiered risk assessment for plant protection products for aquatic organisms in edge-of-field surface waters. *EFSA Journal* 11(7):3290.
- EFSA 2016. Scientific opinion on recovery in environmental risk assessments at EFSA. *EFSA Journal* 14(2): 4313.
- Elbrecht, V., A. J. Beermann, G. Goessler, J. Neumann, R. Tollrian, R. Wagner, A. Wlecklik, J. J. Piggott, C. D. Matthaei & F. Leese 2016. Multiple-stressor effects on stream invertebrates: a mesocosm experiment manipulating nutrients, fine sediment and flow velocity. *Freshwater Biology* 61: 362-375.
- Elsaesser, D., C. Stang, N. Bakanov & R. Schulz 2013. The Landau Stream Mesocosm Facility: Pesticide Mitigation in Vegetated Flow-Through Streams. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 90(6): 640-645.
- Escher, B. I. & J. L. M. Hermens 2002. Modes of action in ecotoxicology: Their role in body burdens, species sensitivity, QSARs, and mixture effects. *Environmental Science & Technology* 36(20): 4201-4217.
- EU 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. 2000/60/EG, Europäische Union.
- EU 2001a. Richtlinie 2001/83/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 6. November 2001 zur Schaffung eines Gemeinschaftskodexes für Humanarzneimittel. 2001/83/EG, Europäische Union.
- EU 2001b. Richtlinie 2001/82/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 6. November 2001 zur Schaffung eines Gemeinschaftskodexes für Tierarzneimittel. 2001/82/EG, Europäische Union.
- EU 2004a. Richtlinie 2004/28/EG des Europäischen Parlaments und des Rates vom 31. März 2004 zur Änderung der Richtlinie 2001/82/EG zur Schaffung eines Gemeinschaftskodexes für Tierarzneimittel. 2004/28/EG, Europäische Union.
- EU 2004b. Verordnung (EG) Nr. 726/2004 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 31. März 2004 zur Festlegung von Gemeinschaftsverfahren für die Genehmigung und Überwachung

- von Human- und Tierarzneimitteln und zur Errichtung einer Europäischen Arzneimittel-Agentur. EG 726/2004, Europäische Union.
- EU 2006. Verordnung (EG) Nr. 1907/2006 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 18. Dezember 2006 zur Registrierung, Bewertung, Zulassung und Beschränkung chemischer Stoffe (REACH), zur Schaffung einer Europäischen Agentur für chemische Stoffe, zur Änderung der Richtlinie 1999/45/EG und zur Aufhebung der Verordnung (EWG) Nr. 793/93 des Rates, der Verordnung (EG) Nr. 1488/94 der Kommission, der Richtlinie 76/769/EWG des Rates sowie der Richtlinien 91/155/EWG, 93/67/EWG, 93/105/EG und 2000/21/EG der Kommission. EG 1907/2006, Europäische Union.
- EU 2009. Verordnung (EG) Nr. 1107/2009 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 21. Oktober 2009 über das Inverkehrbringen von Pflanzenschutzmitteln und zur Aufhebung der Richtlinien 79/117/EWG und 91/414/EWG des Rates. EG 1107/2009, Europäische Union.
- EU 2012. Verordnung (EU) Nr. 528/2012 des Europäischen Parlaments und des Rates vom 22. Mai 2012 über die Bereitstellung auf dem Markt und die Verwendung von Biozidprodukten. EU 528/2012, Europäische Union.
- EUROSTAT 2014. Land cover, land use and landscape. Europran Union. Abgerufen am 11.07., 2015, von <http://ec.europa.eu>.
- FAOSTAT 2013. Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database (FAOSTAT). Food and Agriculture Organisation (FAO) of the United Nations. Abgerufen am 27.07., 2015, von <http://faostat3.fao.org>.
- Fent, K. 2013. Ökotoxikologie - Umweltchemie, Toxikologie, Ökologie. Stuttgart, Thieme.
- Fernandez, C., M. S. Andres, M. A. Porcel, C. Rodriguez, A. Alonso & J. V. Tarazona 2009. Pharmacokinetic Profile of Ivermectin in Cattle Dung Excretion, and its Associated Environmental Hazard. *Soil & Sediment Contamination* 18(5): 564-575.
- Fernandez, C., M. A. Porcel, A. Alonso, M. San Andres & J. V. Tarazona 2011. Semifield assessment of the runoff potential and environmental risk of the parasiticide drug ivermectin under Mediterranean conditions. *Environmental Science and Pollution Research* 18(7): 1194-1201.
- Fernández, D., K. Voss, M. Bundschuh, J. P. Zubrod & R. B. Schäfer 2015. Effects of fungicides on decomposer communities and litter decomposition in vineyard streams. *Science of the Total Environment* 533: 40-48.
- Floate, K. D., K. G. Wardhaugh, A. B. A. Boxall & T. N. Sherratt 2005. Fecal residues of veterinary parasiticides: Nontarget effects in the pasture environment. *Annual Review of Entomology*. Palo Alto, Annual Reviews. 50: 153-179.
- FOCUS 2001. FORum for the Co-ordination of pesticide fate models and their USE. FOCUS surface water scenarios in the EU evaluation process under 91/414/EEC. *Report of the FOCUS Working Group on Surface Water Scenarios* EC Document Reference SANCO/4802/ 2001-rev.2, 2001.
- FOCUS 2006. FORum for the Co-ordination of pesticide fate models and their USE. Guidance document on estimating persistence and degradation kinetics from environmental fate studies on pesticides in EU registration. *Report of the FOCUS Working Group on Degradation Kinetics* EC Document Reference SANCO/10058/205 version 2.0.
- Foley, J. A., N. Ramankutty, K. A. Brauman, E. S. Cassidy, J. S. Gerber, M. Johnston, N. D. Mueller, C. O'Connell, D. K. Ray, P. C. West, C. Balzer, E. M. Bennett, S. R. Carpenter, J. Hill, C. Monfreda, S. Polasky, J. Rockstrom, J. Sheehan, S. Siebert, D. Tilman & D. P. M. Zaks 2011. Solutions for a cultivated planet. *Nature* 478(7369): 337-342.
- Füreder, L., M. Wallinger & R. Burger 2005. Longitudinal and seasonal pattern of insect emergence in alpine streams. *Aquatic Ecology* 39(1): 67-78.
- Garric, J., B. Vollat, K. Duis, A. Péry, T. Junker, M. Ramil, G. Fink & T. A. Ternes 2007. Effects of the parasiticide ivermectin on the cladoceran *Daphnia magna* and the green alga *Pseudokirchneriella subcapitata*. *Chemosphere* 69(6): 903-910.

- Gergs, A., S. Classen, U. Hommen & T. Preuss 2011. Identification of realistic worst case aquatic macroinvertebrate species for prospective risk assessment using the trait concept. *Environmental Science and Pollution Research* 18(8): 1316-1323.
- Gergs, A., S. Classen, T. Strauss, R. Ottermanns, T. C. M. Brock, H. T. Ratte, U. Hommen & T. G. Preuss 2016. Ecological Recovery Potential of Freshwater Organisms: Consequences for Environmental Risk Assessment of Chemicals. *Reviews of Environmental Contamination and Toxicology* Volume 236. P. de Voegt. Cham, Springer International Publishing: 259-294.
- Gerhardt, V. & U. Bodemer 1998. Delayed fluorescence excitation spectroscopy: A method for automatic determination of phytoplankton composition of freshwaters and sediments (interstitial) of algal composition of benthos. *Limnologica* 28(3): 313-322.
- Gerhardt, V. & U. Bodemer 2000. Delayed fluorescence excitation spectroscopy: a method for determining phytoplankton composition. *Advances in Limnology* 55: 101-120.
- Gessner, M. O. & E. Chauvet 1994. Importance of stream microfungi in controlling breakdown rates of leaf-litter. *Ecology* 75(6): 1807-1817.
- Gessner, M. O. & E. Chauvet 2002. A case for using litter breakdown to assess functional stream integrity. *Ecological Applications* 12(2): 498-510.
- Giddings, J. M., T. C. M. Brock, W. Heger, F. Heimbach, S. J. Maund, S. Norman, H. T. Ratte, C. Schäfers & M. Streloke 2002. Community-level aquatic system studies-interpretation criteria. (CLASSIC). Pensacola, USA, SETAC.
- Gleick, P. H. 1996. Water resources. *Encyclopedia of Climate and Weather*. S. H. Schneider. New York, USA, Oxford University Press: 817-823.
- González Canga, A., A. M. Sahagún Prieto, M. José Díez Liébana, N. F. Martínez, M. S. Vega & J. J. G. Vieitez 2009. The pharmacokinetics and metabolism of ivermectin in domestic animal species. *The Veterinary Journal* 179(1): 25-37.
- Gordon, C. J. 2005. *Temperature and Toxicology: An Integrative, Comparative, and Environmental Approach*. Boca Raton, USA, CRC Press.
- Graca, M. A. S. 2001. The role of invertebrates on leaf litter decomposition in streams - A review. *International Review of Hydrobiology* 86(4-5): 383-393.
- Graca, M. A. S. & M. Abelho 2005. *Respirometry. Methods to Study Litter Decomposition - A Practical Guide*. M. A. S. Graca, F. Bärlocher & M. O. Gessner. Dordrecht, Niederlande, Springer.
- Graca, M. A. S., L. Maltby & P. Calow 1993. Importance of fungi in the diet of *Gammarus pulex* and *Asellus aquaticus*. 1. Feeding strategies. *Oecologia* 93(1): 139-144.
- Gregg, W. W. & F. L. Rose 1982. The effects of aquatic macrophytes on the stream micro-environment. *Aquatic Botany* 14(4): 309-324.
- Gregory, S. V., F. J. Swanson, W. A. McKee & K. W. Cummins 1991. An ecosystem perspective of riparian zones. *Bioscience* 41(8): 540-551.
- Griggs, D., M. Stafford-Smith, O. Gaffney, J. Rockstrom, M. C. Ohman, P. Shyamsundar, W. Steffen, G. Glaser, N. Kanie & I. Noble 2013. Sustainable development goals for people and planet. *Nature* 495(7441): 305-307.
- Guckert, J. B. 1993. Artificial streams in ecotoxicology. Research in artificial streams: Applications, uses, and abuses. S. J. Lambert & A. D. Steinman, *Journal of the North American Benthological Society* 12:313-384: 350-356.
- Gulis, V., V. Ferreira & M. A. S. Graca 2006. Stimulation of leaf litter decomposition and associated fungi and invertebrates by moderate eutrophication: implications for stream assessment. *Freshwater Biology* 51(9): 1655-1669.
- Halley, B. A., T. A. Jacob & A. Y. H. Lu 1989. The environmental impact of the use of ivermectin: environmental effects and fate. *Chemosphere* 18(7-8): 1543-1563.
- Halley, B. A., W. J. A. VandenHeuvel & P. G. Wislocki 1993. Environmental effects of the usage of avermectins in livestock. *Veterinary Parasitology* 48(1-4): 109-125.
- Halling-Sorensen, B., S. N. Nielsen, P. F. Lanzky, F. Ingerslev, H. C. H. Lutzhoft & S. E. Jorgensen 1998. Occurrence, fate and effects of pharmaceutical substances in the environment - A review. *Chemosphere* 36(2): 357-394.

- Hansen, J. P., S. A. Wikström, H. Axemar & L. Kautsky 2011. Distribution differences and active habitat choices of invertebrates between macrophytes of different morphological complexity. *Aquatic Ecology* 45(1): 11-22.
- Harris, R. M. L., P. D. Armitage, A. M. Milner & M. E. Ledger 2007. Replicability of physicochemistry and macroinvertebrate assemblages in stream mesocosms: implications for experimental research. *Freshwater Biology* 52(12): 2434-2443.
- Harwood, A. D., J. You & M. J. Lydy 2009. Temperature as a toxicity identification evaluation tool for pyrethroid insecticides: toxicokinetic confirmation. *Environmental Toxicology and Chemistry* 28(5): 1051-1058.
- Hassall, C., J. Hollinshead & A. Hull 2011. Environmental correlates of plant and invertebrate species richness in ponds. *Biodiversity and Conservation* 20(13): 3189-3222.
- Heckmann, L.-H. & N. Friberg 2005. Macroinvertebrate community response to pulse exposure with the insecticide lambda-cyhalothrin using in-stream mesocosms. *Environmental Toxicology and Chemistry* 24(3): 582-590.
- Hendel, B., R. L. Sinsabaugh & J. Marxsen 2005. Lignin-degrading enzymes: Phenoloxidase and Peroxidase. *Methods to Study Litter Decomposition - A Practical Guide*. M. A. S. Graca, F. Bärlocher & M. O. Gessner. Dordrecht, Niederlande, Springer.
- Hering, D., C. Meier, C. Rawer-Jost, C. K. Feld, R. Biss, S. Lohse & J. Böhmer 2004. Assessing streams in Germany with benthic invertebrates: selection of candidate metrics. *Limnologia* 34: 398-415.
- Heugens, E. H. W., A. J. Hendriks, T. Dekker, N. M. van Straalen & W. Admiraal 2001. A review of the effects of multiple stressors on aquatic organisms and analysis of uncertainty factors for use in risk assessment. *Critical Reviews in Toxicology* 31(3): 247-284.
- Hickey, W. C., A. L. Golding, L. M. Martin & F. G. Croker 1999. Chronic Toxicity of Ammonia to New Zealand Freshwater Invertebrates: A Mesocosm Study. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* 37(3): 338-351.
- Hill, I. R., F. Heimbach, P. Leeuwangh & P. Matthiessen 1994. *Freshwater Field Tests for Hazard Assessment of Chemicals.*, CRC Press.
- HLUG 2010. Bericht zur Gewässergüte 2010, HLUG (Hessische Landesamt für Umwelt und Geologie) im Auftrag des Hessischen Landesamt für Umwelt und Geologie.
- HLUG 2015. WRRL-Viewer des HLUG (Hessische Landesamt für Umwelt und Geologie), Umweltbehörde im Geschäftsbereich des Hessischen Ministerium für Umwelt, Klimaschutz, Landwirtschaft und Verbraucherschutz. Abgerufen am 06.06.15, 2015, von <http://wrrl.hessen.de>.
- Hommen, U., D. Veith & U. Dülmer 1994. A computer program to evaluate plankton data of freshwater field tests. *Freshwater Field Tests for Hazard Assessment of Chemicals*. I. R. Hill, F. Heimbach, P. Leeuwangh & P. Matthiessen, Lewis Publication. Boca Raton, USA: 503-513.
- Horsberg, T. E. 2012. Avermectin Use in Aquaculture. *Current Pharmaceutical Biotechnology* 13(6): 1095-1102.
- Hussain, Q. A. & A. K. Pandit 2012. Macroinvertebrates in streams: A review of some ecological factors. *International Journal of Fisheries and Aquaculture* 4(7): 114-123.
- IPCC 2014. *Climate Change 2014: Synthesis Report*. Contribution of Working Groups I, II and III to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change [Core Writing Team, R.K. Pachauri and L.A. Meyer (eds.)]. Geneva, Switzerland, IPCC: 151.
- Jackson, R. B., S. R. Carpenter, C. N. Dahm, D. M. McKnight, R. J. Naiman, S. L. Postel & S. W. Running 2001. Water in a changing world. *Ecological Applications* 11(4): 1027-1045.
- Jarvis, A. L., M. J. Bernot & R. J. Bernot 2014. The effects of the psychiatric drug carbamazepine on freshwater invertebrate communities and ecosystem dynamics. *Science of the Total Environment* 496: 461-470.
- Jenkins, C. C. & K. Suberkropp 1995. The influence of water chemistry on the enzymatic degradation of leaves in streams. *Freshwater Biology* 33(2): 245-253.

- Johnson, A. C. & J. P. Sumpter 2016. Are we going about chemical risk assessment for the aquatic environment the wrong way? *Environmental Toxicology and Chemistry* 35(7): 1609-1616.
- Jones, O. A., N. Voulvoulis & J. N. Lester 2004. Potential ecological and human health risks associated with the presence of pharmaceutically active compounds in the aquatic environment. *Crit Rev Toxicol* 34(4): 335-350.
- Kattwinkel, M., J. V. Kuhne, K. Foit & M. Liess 2011. Climate change, agricultural insecticide exposure, and risk for freshwater communities. *Ecological Applications* 21(6): 2068-2081.
- Kattwinkel, M., J. Römbke & M. Liess 2012. Ecological recovery of populations of vulnerable species driving the risk assessment of pesticides, EFSA Supporting Publications 2012:EN-338.
- Kools, S. A. E., A. B. A. Boxall, J. F. Moltmann, G. Bryning, J. Koschorreck, II & T. Knacker 2008a. A Ranking of European Veterinary Medicines Based on Environmental Risks. *Integrated Environmental Assessment and Management* 4(4): 399-408.
- Kools, S. A. E., J. F. Moltmann & T. Knacker 2008b. Estimating the use of veterinary medicines in the European union. *Regulatory Toxicology and Pharmacology* 50(1): 59-65.
- Kosinski, R. J. 1989. Artificial streams in ecotoxicological research. Aquatic ecotoxicology fundamental concepts and methodologies, Volume I. A. Boudou & F. Ribeyre. Boca Raton, USA, CRC Press.
- Kövecses, J. & D. J. Marcogliese 2005. Avermectins: Potential environmental risks and impacts on freshwater ecosystems in Quebec. Scientific and technical report ST-233E. Environment Canada - Quebec Region, Environmental Conversation, St. Lawrence Centre.
- Kraufvelin, P. 1998. Model ecosystem replicability challenged by the "soft" reality of a hard bottom mesocosm. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 222(1-2): 247-267.
- Krause, S., D. M. Hannah, J. H. Fleckenstein, C. M. Heppell, D. Kaeser, R. Pickup, G. Pinay, A. L. Robertson & P. J. Wood 2011. Inter-disciplinary perspectives on processes in the hyporheic zone. *Ecohydrology* 4(4): 481-499.
- Krogh, K. A., G. G. Jensen, M. K. Schneider, K. Fenner & B. Halling-Sorensen 2009. Analysis of the dissipation kinetics of ivermectin at different temperatures and in four different soils. *Chemosphere* 75(8): 1097-1104.
- Kümmerer, K., Ed. 2008. Pharmaceuticals in the environment: sources, fate, effects and risks. Berlin; Heidelberg, Springer.
- Laird, B. D., R. A. Brain, D. J. Johnson, C. J. Wilson, H. Sanderson & K. R. Solomon 2007. Toxicity and hazard of a mixture of SSRIs to zooplankton communities evaluated in aquatic microcosms. *Chemosphere* 69(6): 949-954.
- Lamberti, G. A. & A. D. Steinman 1993. Research in artificial streams: Applications, uses, and abuses. *Journal of the North American Benthological Society* 12(4): 313-384.
- Lampert, W. & U. Sommer 1999. Limnoökologie. Stuttgart [u.a.], Thieme.
- LANUV 2007. Eintrag von Arzneimitteln und deren Verhalten und Verbleib in der Umwelt. Literaturstudie. Fachbericht 2. Recklinghausen, Deutschland, Landesamt für Natur, Umwelt und Verbraucherschutz Nordrhein-Westfalen.
- Lauridsen, R. B. & N. Friberg 2005. Stream macroinvertebrate drift response to pulsed exposure of the synthetic pyrethroid lambda-cyhalothrin. *Environmental Toxicology* 20(5): 513-521.
- Ledger, M. E., R. M. L. Harris, P. D. Armitage & A. M. Milner 2009. Realism of model ecosystems: an evaluation of physicochemistry and macroinvertebrate assemblages in artificial streams. *Hydrobiologia* 617: 91-99.
- Leistra, M., A. J. Zweers, J. S. Warinton, S. J. H. Crum, L. H. Hand, W. H. J. Beltman & S. J. Maund 2004. Fate of the insecticide lambda-cyhalothrin in ditch enclosures differing in vegetation density. *Pest Manag Sci* 60(1): 75-84.
- Lenat, D. R. 1988. Water quality assessment using a qualitative collection method for benthic macroinvertebrates. *Journal of the North American Benthological Society* 7: 222-233.
- Lepper, P. 2002. Identification of quality standards for priority substances in the field of water policy. Towards the Derivation of Quality Standards for Priority Substances in the Context of the Water Framework Directive. Final Report of the Study Contract No. B4-

- 3040/2000/30637/MAR/E1, Fraunhofer-Institut für Molekularbiologie und Angewandte Oekologie IME.
- Lepper, P. 2004. Manual of the Methodological Framework Used to Derive Quality Standards for Priority Substances of the Water Framework Directive, Fraunhofer-Institut für Molekularbiologie und Angewandte Oekologie IME.
- Lepš, J. & P. Šmilauer 2003. Multivariate Analysis of Ecological Data Using CANOCO. Cambridge, University Press.
- Leu, C., H. Singer, C. Stamm, S. R. Müller & R. P. Schwarzenbach 2004. Simultaneous Assessment of Sources, Processes, and Factors Influencing Herbicide Losses to Surface Waters in a Small Agricultural Catchment. *Environmental Science & Technology* 38(14): 3827-3834.
- Lewis, S. L. & M. A. Maslin 2015. Defining the Anthropocene. *Nature* 519(7542): 171-180.
- Liebig, M., Á. A. Fernandez, E. Blübaum-Gronau, A. Boxall, M. Brinke, G. Carbonell, P. Egeler, K. Fenner, C. Fernandez, G. Fink, J. Garric, B. Halling-Sørensen, T. Knacker, K. A. Krogh, A. Küster, D. Löffler, M. Á. P. Cots, L. Pope, C. Prasse, J. Römbke, I. Rönnefahrt, M. K. Schneider, N. Schweitzer, J. V. Tarazona, T. A. Ternes, W. Traunspurger, A. Wehrhan & K. Duis 2010. Environmental risk assessment of ivermectin: A case study. *Integrated Environmental Assessment and Management* 6(S1): 567-587.
- Liess, M. & M. Beketov 2011. Traits and stress: keys to identify community effects of low levels of toxicants in test systems. *Ecotoxicology* 20(6): 1328-1340.
- Liess, M., C. Brown, G. P. Dohmen, S. Duquesne, A. Hart, F. Heimbach, J. Kreuger, L. Lagadic, S. Maund, M. Streloke & J. V. Tarazona 2005. Effects of pesticides in the field - EPIF. Brussels, SETAC Press.
- Liess, M., R. B. Schäfer & C. A. Schriever 2008. The footprint of pesticide stress in communities-Species traits reveal community effects of toxicants. *Science of the Total Environment* 406(3, Sp. Iss. SI): 484-490.
- Liess, M. & P. C. von der Ohe 2005. Analyzing effects of pesticides on invertebrate communities in streams. *Environmental Toxicology and Chemistry* 24(4): 954-965.
- Linke, S., R. C. Bailey & J. Schwindt 1999. Temporal variability of stream bioassessments using benthic macroinvertebrates. *Freshwater Biology* 42(3): 575-584.
- Löffler, D., J. Römbke, M. Meller & T. A. Ternes 2005. Environmental fate of pharmaceuticals in water/sediment systems. *Environmental Science & Technology* 39(14): 5209-5218.
- Lopes, C., S. Charles, B. Vollat & J. Garric 2009. Toxicity of Ivermectin on cladocerans: comparison of toxic effects on *Daphnia* and *Ceriodaphnia* species. *Environmental Toxicology and Chemistry* 28(10): 2160-2166.
- Lumaret, J. P., E. Galante, C. Lumbreras, J. Mena, M. Bertrand, J. L. Bernal, J. F. Cooper, N. Kadiri & D. Crowe 1993. Field effects of Ivermectin residues on dung beetles. *Journal of Applied Ecology* 30(3): 428-436.
- Mackay, D., W. Y. Wan-Ying Shiu, K.-C. Ma & S. C. Lee 2006. Handbook of Physical-Chemical Properties and Environmental Fate for Organic Chemicals. Boca Raton, USA, CRC Press.
- Madsen, M., B. O. Nielsen, P. Holter, O. C. Pedersen, J. B. Jespersen, K. M. V. Jensen, P. Nansen & J. Gronvold 1990. Treating cattle with Ivermectin - effects on the fauna and decomposition of dung pats. *Journal of Applied Ecology* 27(1): 1-15.
- Maltby, L., N. Blake, T. C. M. Brock & P. J. Van Den Brink 2005. Insecticide species sensitivity distributions: Importance of test species selection and relevance to aquatic ecosystems. *Environmental Toxicology and Chemistry* 24(2): 379-388.
- Maltby, L., T. C. M. Brock & P. J. van den Brink 2009. Fungicide Risk Assessment for Aquatic Ecosystems: Importance of Interspecific Variation, Toxic Mode of Action, and Exposure Regime. *Environmental Science & Technology* 43(19): 7556-7563.
- Mansfield, S. D. 2005. Extracellular fungal hydrolytic enzyme activity. Methods to Study Litter Decomposition - A Practical Guide. M. A. S. Graca, F. Bärlocher & M. O. Gessner. Dordrecht, Niederlande, Springer.

- Martinez, A., A. Larranaga, J. Perez, E. Descals & J. Pozo 2014. Temperature affects leaf litter decomposition in low-order forest streams: field and microcosm approaches. *Fems Microbiology Ecology* 87(1): 257-267.
- Maund, S. J., P. J. Campbell, J. M. Giddings, M. J. Hamer, K. Henry, E. D. Pilling, J. S. Warinton & J. R. Wheeler 2012. Ecotoxicology of Synthetic Pyrethroids. Pyrethroids: From Chrysanthemum to Modern Industrial Insecticide. N. Matsuo & T. Mori. Berlin, Heidelberg, Springer Berlin Heidelberg: 137-165.
- Mayer, F. L. & M. R. Ellersieck 1986. Manual of Acute Toxicity: Interpretation and Data Base for 410 Chemicals and 66 Species of Freshwater Animals. United States Department of the Interior, U.S. Fish and Wildlife Service, Resource Publication 160.
- Mayer, F. L., L. L. Marking, T. D. Bills & G. E. Howe 1992. Physicochemical Factors Affecting Toxicity in Freshwater: Hardness, pH, and Temperature. Bioavailability: Physical, Chemical, and Biological Interactions. J. Hamelink, P. F. Landrum, H. Bergman & W. H. Benson. Boca Raton, Lewis Publisher.
- McIntire, C. D. 1993. Historical and other perspectives of laboratory stream research. Research in artificial streams: Applications, uses, and abuses. S. J. Lambert & A. D. Steinman, *Journal of the North American Benthological Society* 12:313-384: 318-324.
- McLusky, D. S., V. Bryant & R. Campbell 1986. The effects of temperature and salinity on the toxicity of heavy-metals to marine and estuarine invertebrates. *Oceanography and Marine Biology* 24: 481-520.
- Medeiros, A. O., C. Pascoal & M. A. S. Graca 2009. Diversity and activity of aquatic fungi under low oxygen conditions. *Freshwater Biology* 54(1): 142-149.
- Meier, C., J. Böhmer, R. Biss, C. Feld, P. Haase, A. Lorenz, C. Rawer-Jost, P. Rolauffs, K. Schindehütte, F. Schöll, A. Sundermann, A. Zenker & D. Hering 2006a. Weiterentwicklung und Anpassung des nationalen Bewertungssystems für Makrozoobenthos an neue internationale Vorgaben. Abschlussbericht im Auftrag des Umweltbundesamtes.
- Meier, C., P. Haase, P. Rolauffs, K. Schindehütte, F. Schöll, A. Sundermann & D. Hering 2006b. Methodisches Handbuch Fließgewässerbewertung - Handbuch zur Untersuchung und Bewertung von Fließgewässern auf der Basis des Makrozoobenthos vor dem Hintergrund der EG-Wasserrahmenrichtlinie
- Meybeck, M. 2003. Global analysis of river systems: from Earth system controls to Anthropocene syndromes. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 358(1440): 1935-1955.
- Meyer, J. L., D. L. Strayer, J. B. Wallace, S. L. Eggert, G. S. Helfman & N. E. Leonard 2007. The contribution of headwater streams to biodiversity in river networks. *Journal of the American Water Resources Association* 43(1): 86-103.
- Meyer, J. L. & J. B. Wallace 2001. Lost Linkages and Lotic Ecology: Rediscovering Small Streams Ecology: Achievement and Challenge. M. C. Press, N. J. Huntly & S. Levin. Malden, Massachusetts, Blackwell Scientific: 295-317.
- Millenium Ecosystem Assessment 2005. Ecosystem and Human Well-Being: Biodiversity Synthesis. Washington D.C., Island Press.
- Moe, S. J., K. De Schamphelaere, W. H. Clements, M. T. Sorensen, P. J. Van den Brink & M. Liess 2013. Combined and interactive effects of global climate change and toxicants on populations and communities. *Environmental Toxicology and Chemistry* 32(1): 49-61.
- Mohr, S., R. Berghahn, R. Schmiediche, V. Hubner, S. Loth, M. Feibicke, W. Mailahn & J. Wogram 2012. Macroinvertebrate community response to repeated short-term pulses of the insecticide imidacloprid. *Aquat Toxicol* 110: 25-36.
- Monaghan, M. T., S. A. Thomas, G. W. Minshall, J. D. Newbold & C. E. Cushing 2001. The influence of filter-feeding benthic macroinvertebrates on the transport and deposition of particulate organic matter and diatoms in two streams. *Limnology and Oceanography* 46(5): 1091-1099.

- Montforts, M. H. M. M., H. F. M. W. van Rijswijk & H. A. Udo de Haes 2004. Legal constraints in EU product labelling to mitigate the environmental risk of veterinary medicines at use. *Regulatory Toxicology and Pharmacology* 40(3): 327-335.
- Mulholland, P. J., A. V. Palumbo, J. W. Elwood & A. D. Rosemond 1987. Effects of acidification on leaf decomposition in streams. *Journal of the North American Benthological Society* 6(3): 147-158.
- Nadeau, T. L. & M. C. Rains 2007. Hydrological connectivity between headwater streams and downstream waters: How science can inform policy. *Journal of the American Water Resources Association* 43(1): 118-133.
- Naiman, R. J. & H. Decamps 1997. The ecology of interfaces: Riparian zones. *Annual Review of Ecology and Systematics* 28: 621-658.
- Nakano, S. & M. Murakami 2001. Reciprocal subsidies: Dynamic interdependence between terrestrial and aquatic food webs. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America* 98(1): 166-170.
- Nesemann, H. & P. L. Reischütz 1995. Bivalvia. Fauna Aquatica Austriaca, Lieferungen 1995, 2002. O. Moog. Wien, Wasserwirtschaftskataster, Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft.
- Nessel, R. J., D. H. Wallace, T. A. Wehner, W. E. Tait & L. Gomez 1989. Environmental fate of Ivermectin in cattle feedlot. *Chemosphere* 18(7-8): 1531-1541.
- Newson, M. D. & C. L. Newson 2000. Geomorphology, ecology and river channel habitat: mesoscale approaches to basin-scale challenges. *Progress in Physical Geography* 24(2): 195-217.
- Niemi, G. J., P. Devore, N. Detenbeck, D. Taylor, A. Lima, J. Pastor, J. D. Yount & R. J. Naiman 1990. Overview of case-studies on recovery of aquatic systems from disturbance. *Environmental Management* 14(5): 571-587.
- Nienstedt, K. M., T. C. M. Brock, J. van Wensem, M. Montforts, A. Hart, A. Aagaard, A. Alix, J. Boesten, S. K. Bopp, C. Brown, E. Capri, V. E. Forbes, H. Köpp, M. Liess, R. Luttkik, L. Maltby, J. P. Sousa, F. Streissl & A. R. Hardy 2012. Development of a framework based on an ecosystem services approach for deriving specific protection goals for environmental risk assessment of pesticides. *Science of the Total Environment* 415(1): 31-38.
- Nyman, A. M., K. Schirmer & R. Ashauer 2014. Importance of Toxicokinetics for Interspecies Variation in Sensitivity to Chemicals. *Environmental Science & Technology* 48(10): 5946-5954.
- Odum, E. P. 1999. Ökologie : Grundlagen, Standorte, Anwendung. Stuttgart [u.a.], Thieme.
- OECD 2006. Guidance Document on Simulated Freshwater Lentic Field Tests (outdoor micro-cosms and mesocosms). Series on Testing and Assessment, No. 53, ENV/JM/MONO(2006)17, OECD Environment Directorate, Paris, 37 pp.
- Omura, S. 2008. Ivermectin: 25 years and still going strong. *International Journal of Antimicrobial Agents* 31(2): 91-98.
- Pagenkopf, G. K. 1983. Gill surface interaction-model for trace-metal toxicity to fishes - role of complexation, pH, and water hardness. *Environmental Science & Technology* 17(6): 342-347.
- Pascoal, C., F. Cassio & P. Gomes 2001. Leaf breakdown rates: A measure of water quality? *International Review of Hydrobiology* 86(4-5): 407-416.
- Perez, R., I. Cabezas, J. F. Sutra, P. Galtier & M. Alvinerie 2001. Faecal excretion profile of moxidectin and ivermectin after oral administration in horses. *Veterinary Journal* 161(1): 85-92.
- Peters, K., M. Bundschuh & R. B. Schäfer 2013. Review on the effects of toxicants on freshwater ecosystem functions. *Environmental Pollution* 180: 324-329.
- Petersen, R. C. & K. W. Cummins 1974. Leaf processing in a woodland stream. *Freshwater Biology* 4(4): 343-368.
- Peterson, B. J., W. M. Wollheim, P. J. Mulholland, J. R. Webster, J. L. Meyer, J. L. Tank, E. Marti, W. B. Bowden, H. M. Valett, A. E. Hershey, W. H. McDowell, W. K. Dodds, S. K. Hamilton, S. Gregory & D. D. Morrall 2001. Control of nitrogen export from watersheds by headwater streams. *Science* 292(5514): 86-90.

- PflSchG 2012. Gesetz zum Schutz der Kulturpflanzen (Pflanzenschutzgesetz - PflSchG) vom 6. Februar 2012 (BGBl. I S. 148, 1281).
- Pimm, S. L., C. N. Jenkins, R. Abell, T. M. Brooks, J. L. Gittleman, L. N. Joppa, P. H. Raven, C. M. Roberts & J. O. Sexton 2014. The biodiversity of species and their rates of extinction, distribution, and protection. *Science* 344(6187): 987-+.
- Poff, N. L., J. D. Olden, N. K. M. Vieira, D. S. Finn, M. P. Simmons & B. C. Kondratieff 2006. Functional trait niches of North American lotic insects: traits-based ecological applications in light of phylogenetic relationships. *Journal of the North American Benthological Society* 25(4): 730-755.
- Posthuma, L., G. W. Suter & T. P. Traas 2002. Species sensitivity distributions in ecotoxicology. Boca Raton, FL, Lewis publishers
- Pottgiesser, T. & M. Sommerhäuser 2008. Erste Überarbeitung Steckbriefe der deutschen Fließgewässer.
- Pusey, B. J., A. H. Arthington & T. J. Flanders 1994. An outdoor replicated artificial stream system: design, operating conditions, and initial invertebrate colonization. *Ecotoxicol Environ Saf* 27(2): 177-191.
- Rabiet, M., C. Margoum, V. Gouy, N. Carlier & M. Coquery 2010. Assessing pesticide concentrations and fluxes in the stream of a small vineyard catchment – Effect of sampling frequency. *Environmental Pollution* 158(3): 737-748.
- Ragnarsdóttir, K. V. 2000. Environmental fate and toxicology of organophosphate pesticides. *Journal of the Geological Society* 157: 859-876.
- Rasmussen, J. J., P. Wiberg-Larsen, A. Baatrup-Pedersen, R. J. Monberg & B. Kronvang 2012. Impacts of pesticides and natural stressors on leaf litter decomposition in agricultural streams. *Science of the Total Environment* 416: 148-155.
- Rathore, R. S. & B. S. Khangarot 2003. Effects of Water Hardness and Metal Concentration on a Freshwater Tubifex Tubifex Muller. *Water, Air, and Soil Pollution* 142(1): 341-356.
- Relyea, R. & J. Hoverman 2006. Assessing the ecology in ecotoxicology: a review and synthesis in freshwater systems. *Ecology Letters* 9(10): 1157-1171.
- Rezende, R. S., A. M. Santos, C. Henke-Oliveira & J. F. Gonçalves Jr 2014. Effects of spatial and environmental factors on benthic a macroinvertebrate community. *Zoologia (Curitiba)* 31: 426-434.
- Richards, S. M., C. J. Wilson, D. J. Johnson, D. M. Castle, M. Lam, S. A. Mabury, P. K. Sibley & K. R. Solomon 2004. Effects of pharmaceutical mixtures in aquatic microcosms. *Environmental Toxicology and Chemistry* 23(4): 1035-1042.
- Rico, A. & P. J. van den Brink 2015. Evaluating aquatic invertebrate vulnerability to insecticides based on intrinsic sensitivity, biological traits, and toxic mode of action. *Environmental Toxicology and Chemistry* 34(8): 1907-1917.
- Rico, A., P. J. Van den Brink, R. Gylstra, A. Focks & T. C. M. Brock 2015. Developing ecological scenarios for the prospective aquatic risk assessment of pesticides. *Integrated Environmental Assessment and Management*: n/a-n/a.
- Rooke, J. B. 1984. The invertebrate fauna of 4 macrophytes in a lotic system. *Freshwater Biology* 14(5): 507-513.
- Rubach, M. N., R. Ashauer, D. B. Buchwalter, H. J. De Lange, M. Hamer, T. G. Preuss, K. Töpke & S. J. Maund 2011. Framework for traits-based assessment in ecotoxicology. *Integrated Environmental Assessment and Management* 7(2): 172-186.
- Rubach, M. N., D. J. Baird, M. C. Boerwinkel, S. J. Maund, I. Roessink & P. J. Van den Brink 2012. Species traits as predictors for intrinsic sensitivity of aquatic invertebrates to the insecticide chlorpyrifos. *Ecotoxicology* 21(7): 2088-2101.
- Rubach, M. N., D. J. Baird & P. J. Van den Brink 2010. A new method for ranking mode-specific sensitivity of freshwater arthropods to insecticides and its relationship to biological traits. *Environmental Toxicology and Chemistry* 29(2): 476-487.

- SANCO 2002. Guidance Document on Aquatic Ecotoxicology in the context of the Directive 91/414/EEC. Sanco/3268/2001 rev.4 (final), 17 October 2002.
- Sanderson, H. 2002. Pesticide studies - Replicability of micro/mesocosms. *Environmental Science and Pollution Research* 9(6): 429-435.
- Sanderson, H., B. Laird, L. Pope, R. Brain, C. Wilson, D. Johnson, G. Bryning, A. S. Peregrine, A. Boxall & K. Solomon 2007. Assessment of the environmental fate and effects of ivermectin in aquatic mesocosms. *Aquatic Toxicology* 85(4): 229-240.
- Sangchan, W., C. Hugenschmidt, J. Ingwersen, K. Schwadorf, P. Thavornyutikarn, K. Pansombat & T. Streck 2012. Short-term dynamics of pesticide concentrations and loads in a river of an agricultural watershed in the outer tropics. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 158: 1-14.
- Schäfer, R. B., T. Caquet, K. Siimes, R. Mueller, L. Lagadic & M. Liess 2007. Effects of pesticides on community structure and ecosystem functions in agricultural streams of three biogeographical regions in Europe. *Science of the Total Environment* 382(2-3): 272-285.
- Schäfer, R. B., B. J. Kefford, L. Metzeling, M. Liess, S. Burgert, R. Marchant, V. Pettigrove, P. Goonan & D. Nugegoda 2011. A trait database of stream invertebrates for the ecological risk assessment of single and combined effects of salinity and pesticides in South-East Australia. *Science of The Total Environment* 409(11): 2055-2063.
- Schäfer, R. B., P. C. von der Ohe, J. Rasmussen, B. J. Kefford, M. A. Beketov, R. Schulz & M. Liess 2012. Thresholds for the Effects of Pesticides on Invertebrate Communities and Leaf Breakdown in Stream Ecosystems. *Environmental Science & Technology* 46(9): 5134-5142.
- Scheringer, M. 2009. Long range transport of organic chemicals in the environment. *Environmental Toxicology and Chemistry* 28(4): 677-690.
- Schlief, J. & M. Mutz 2009. Effect of sudden flow reduction on the decomposition of alder leaves (*Alnus glutinosa* L. Gaertn.) in a temperate lowland stream: a mesocosm study. *Hydrobiologia* 624(1): 205-217.
- Schmedtje, U. & M. Colling 1996. Ökologische Typisierung der aquatischen Makrofauna. *Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft* 4/96: 543 pp.
- Schmidt-Kloiber, A. & D. Hering 2015. www.freshwaterecology.info - an online tool that unifies, standardises and codifies more than 20,000 European freshwater organisms and their ecological preferences. *Ecological Indicators* 53: 271-282.
- Schönborn, W. 2003. Lehrbuch der Limnologie. Stuttgart, Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung.
- Schriever, C. A., M. H. Ball, C. Holmes, S. Maund & M. Liess 2007. Agricultural intensity and landscape structure: Influences on the macroinvertebrate assemblages of small streams in northern Germany. *Environmental Toxicology and Chemistry* 26(2): 346-357.
- Schulz, R. 2004. Field studies on exposure, effects, and risk mitigation of aquatic nonpoint-source insecticide pollution: A review. *Journal of Environmental Quality* 33(2): 419-448.
- Schwarzenbach, R. P., T. Egli, T. B. Hofstetter, U. von Gunten & B. Wehrli 2010. Global Water Pollution and Human Health. *Annual Review of Environment and Resources* 35: 109-136.
- Schwarzenbach, R. P., B. I. Escher, K. Fenner, T. B. Hofstetter, C. A. Johnson, U. von Gunten & B. Wehrli 2006. The challenge of micropollutants in aquatic systems. *Science* 313(5790): 1072-1077.
- Schwoerbel, J. & H. Brendelberger 2013. Einführung in die Limnologie. Berlin ; Heidelberg, Springer Spektrum.
- SETAC-Europe 1991. Guidance Document on Testing Procedures for Pesticides in Freshwater Static Mesocosms: From the Workshop "A Meeting of Experts on Guidelines for Static Field Mesocosm Tests" Held at Monks Wood Experimental Station, Abbots Ripton, Huntingdon, UK : 3-4 July 1991, SETAC.
- Sinclair, C. J., C. T. Ramwell, G. Turnbull, G. Bryning, R. Lynn, M. Franey-Gardner, T. Pepper, L. Fogg & A. B. A. Boxall 2008. Assessment and management of inputs of veterinary medicines from the farmyard. Final report to Defra (UK). VM02501. York, UK.
- Sokal, R. R. & F. J. Rohlf 2012. Biometry: the principles and practice of statistics in biological research. New York, USA, Freeman.

- Sponseller, R. A., E. F. Benfield & H. M. Valett 2001. Relationships between land use, spatial scale and stream macroinvertebrate communities. *Freshwater Biology* 46(10): 1409-1424.
- Sporka, F., H. E. Vlek, E. Bulankova & I. Krno 2006. Influence of seasonal variation on bioassessment of streams using macroinvertebrates. *Hydrobiologia* 566: 543-555.
- Stang, C., M. V. Wiczorek, C. Noss, A. Lorke, F. Scherr, G. Goerlitz & R. Schulz 2014. Role of submerged vegetation in the retention processes of three plant protection products in flow-through stream mesocosms. *Chemosphere* 107: 13-22.
- Stangroom, S. J., C. D. Collins & J. N. Lester 2000. Abiotic behaviour of organic micropollutants in soils and the aquatic environment. A review: II. Transformation. *Environmental Technology* 21(8): 865-882.
- Stark, J. D., J. E. Banks & R. Vargas 2004. How risky is risk assessment: The role that life history strategies play in susceptibility of species to stress. *Proc Natl Acad Sci U S A* 101(3): 732-736.
- Steffen, W., P. J. Crutzen & J. R. McNeill 2007. The Anthropocene: Are humans now overwhelming the great forces of nature. *AMBIO: A Journal of the Human Environment* 36(8): 614-621.
- Stendera, S., R. Adrian, N. Bonada, M. Canedo-Arguelles, B. Hugueny, K. Januschke, F. Pletterbauer & D. Hering 2012. Drivers and stressors of freshwater biodiversity patterns across different ecosystems and scales: a review. *Hydrobiologia* 696(1): 1-28.
- Stoate, C., N. D. Boatman, R. J. Borralho, C. R. Carvalho, G. R. d. Snoo & P. Eden 2001. Ecological impacts of arable intensification in Europe. *Journal of Environmental Management* 63(4): 337-365.
- Strayer, D. L. & D. Dudgeon 2010. Freshwater biodiversity conservation: recent progress and future challenges. *Journal of the North American Benthological Society* 29(1): 344-358.
- Suberkropp, K. 2005. Pectin-degrading enzymes: Polygalacturonase and Pectin Lyase. Methods to Study Litter Decomposition - A Practical Guide. M. A. S. Graca, F. Bärlocher & M. O. Gessner. Dordrecht, Niederlande, Springer.
- Suberkropp, K. & E. Chauvet 1995. Regulation of leaf breakdown by fungi in streams - influence of water chemistry. *Ecology* 76(5): 1433-1445.
- Swift, M. C., N. H. Troelstrup, N. E. Detenbeck & J. L. Foley 1993. Large artificial streams in toxicological and ecological research. Research in artificial streams: Applications, uses, and abuses. S. J. Lambert & A. D. Steinman, *Journal of the North American Benthological Society* 12:313-384: 359-366.
- Tank, J. L., E. J. Rosti-Marshall, N. A. Griffiths, S. A. Entekin & M. L. Stephen 2010. A review of allochthonous organic matter dynamics and metabolism in streams. *Journal of the North American Benthological Society* 29(1): 118-146.
- ter Braak, C. J. F. & P. Šmilauer 2002. CANOCO Reference Manual and CanoDraw for Windows User's Guide: Software for Canonical Community Ordination (v 4.5). Ithaca, Microcomputer Power.
- Tilman, D., J. Fargione, B. Wolff, C. D'Antonio, A. Dobson, R. Howarth, D. Schindler, W. H. Schlesinger, D. Simberloff & D. Swackhamer 2001. Forecasting agriculturally driven global environmental change. *Science* 292(5515): 281-284.
- Townsend, C. R., M. Begon & J. L. Harper 2008. Essentials of ecology. Malden, USA, Blackwell.
- UBA 2014. Chemische Gewässerklassifikation nach LAWA (Länderarbeitsgemeinschaft Wasser). Umweltbundesamt. Abgerufen am 06.06.2015, von <https://www.umweltbundesamt.de>.
- USFDA 1996. Environmental assessment of ivermectin. NADA 140-988.
- van den Brink, P. J. 2008. Ecological Risk Assessment: From Book-Keeping to Chemical Stress Ecology. *Environmental Science & Technology* 42(24): 8999-9004.
- van den Brink, P. J., J. V. Tarazona, K. R. Solomon, T. Knacker, N. W. Van den Brink, T. C. Brock & J. P. Hoogland 2005. The use of terrestrial and aquatic microcosms and mesocosms for the ecological risk assessment of veterinary medicinal products. *Environmental Toxicology and Chemistry* 24(4): 820-829.
- van den Brink, P. J. & C. J. F. ter Braak 1998. Multivariate analysis of stress in experimental ecosystems by Principal Response Curves and similarity analysis. *Aquatic Ecology* 32: 163-178.

- van den Brink, P. J. & C. J. F. ter Braak 1999. Principal response curves: Analysis of time-dependent multivariate responses of biological community to stress. *Environmental Toxicology and Chemistry* 18(2): 138-148.
- van den Brink, P. J., E. van Donk, R. Gylstra, S. J. H. Crum & T. C. M. Brock 1995. Effects of chronic low concentrations of the pesticides Chlorpyrifos and Atrazine in indoor fresh-water mesocosms. *Chemosphere* 31(5): 3181-3200.
- van Wijngaarden, R. P. A., T. C. M. Brock & P. J. van den Brink 2005. Threshold levels for effects of insecticides in freshwater ecosystems: A review. *Ecotoxicology* 14(3): 355-380.
- Vannote, R. L., G. W. Minshall, K. W. Cummins, J. R. Sedell & C. E. Cushing 1980. River continuum concept. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 37(1): 130-137.
- Vanstraelen, N. M. 1994. Biodiversity of ecotoxicological responses in animals. *Netherlands Journal of Zoology* 44(1-2): 112-129.
- von der Ohe, P. C. & M. Liess 2004. Relative sensitivity distribution of aquatic invertebrates to organic and metal compounds. *Environmental Toxicology and Chemistry* 23(1): 150-156.
- Vörösmarty, C. J., P. Green, J. Salisbury & R. B. Lammers 2000. Global water resources: Vulnerability from climate change and population growth. *Science* 289(5477): 284-288.
- Vörösmarty, C. J., P. B. McIntyre, M. O. Gessner, D. Dudgeon, A. Prusevich, P. Green, S. Glidden, S. E. Bunn, C. A. Sullivan, C. R. Liermann & P. M. Davies 2010. Global threats to human water security and river biodiversity. *Nature* 467(7315): 555-561.
- Wall, R. & L. Strong 1987. Environmental consequences of treating cattle with the antiparasitic drug Ivermectin. *Nature* 327(6121): 418-421.
- Wallace, J. B., S. L. Eggert, J. L. Meyer & J. R. Webster 1997. Multiple Trophic Levels of a Forest Stream Linked to Terrestrial Litter Inputs. *Science* 277(5322): 102-104.
- Wallace, J. B. & R. W. Merritt 1980. Filter-feeding ecology of aquatic insects. *Annual Review of Entomology* 25: 103-132.
- Wallace, J. B. & J. R. Webster 1996. The role of macroinvertebrates in stream ecosystem function. *Annual Review of Entomology* 41: 115-139.
- Wallace, J. B., J. R. Webster & W. R. Woodall 1977. Role of filter feeders in flowing waters. *Archiv Fur Hydrobiologie* 79(4): 506-532.
- Wania, F. & D. Mackay 1995. A global distribution model for persistent organic-chemicals. *Science of the Total Environment* 160-61: 211-232.
- Waters, T. F. 1972. Drift of stream insects. *Annual Review of Entomology* 17: 253-272.
- Weston, D. P., J. You, A. D. Harwood & M. J. Lydy 2009. Whole sediment toxicity identification evaluation tools for pyrethroid insecticides III: temperature manipulation. *Environmental Toxicology and Chemistry* 28(1): 173-180.
- Wieczorek, M. V., N. Bakanov, C. Stang, D. Bilancia, L. Lagadic, E. Bruns & R. Schulz 2016. Reference scenarios for exposure to plant protection products and invertebrate communities in stream mesocosms. *Science of the Total Environment* 545: 308-319.
- Williams, D. A. 1971. Test for differences between treatment means when several dose levels are compared with a zero dose control. *Biometrics* 27(1): 103-&.
- Williams, D. A. 1972. Comparison of several dose levels with a zero dose control. *Biometrics* 28(2): 519-&.
- Williams, P., M. Whitfield, J. Biggs, S. Bray, G. Fox, P. Nicolet & D. Sear 2004. Comparative biodiversity of rivers, streams, ditches and ponds in an agricultural landscape in Southern England. *Biological Conservation* 115(2): 329-341.
- Williams, P., M. Whitfield, J. Biggs, G. Fox, P. Nicolet, N. Shillabeer, T. Sherratt, P. Heneghan, P. Jepson & S. Maund 2002. How realistic are outdoor microcosms? A comparison of the biota of microcosms and natural ponds. *Environmental Toxicology and Chemistry* 21(1): 143-150.
- Wilson, C. J., R. A. Brain, H. Sanderson, D. J. Johnson, K. T. Bestari, P. K. Sibley & K. R. Solomon 2004. Structural and functional responses of plankton to a mixture of four tetracyclines in aquatic microcosms. *Environmental Science & Technology* 38(23): 6430-6439.

- Wogram, J. 2010. Ecological Characterization of small streams in northern and central Germany. Linking aquatic exposure and effects - Risk assessment of pesticides. T. C. M. Brock, A. Alix, C. Brown et al. Pensacola, USA, CRC Press, Society of Environmental Toxicology and Chemistry (SETAC) Press: 250-268.
- Wogram, J. & M. Liess 2001. Rank ordering of macroinvertebrate species sensitivity to toxic compounds by comparison with that of *Daphnia magna*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 67(3): 360-367.
- Wolstenholme, A. J. & A. T. Rogers 2005. Glutamate-gated chloride channels and the mode of action of the avermectin/milbemycin anthelmintics. *Parasitology* 131: S85-S95.
- Wong, D. C. L., L. Maltby, D. Whittle, P. Warren & P. B. Dorn 2004. Spatial and temporal variability in the structure of invertebrate assemblages in control stream mesocosms. *Water Research* 38(1): 128-138.
- Wong, D. C. L., D. Whittle, L. Maltby & P. Warren 2003. Multivariate analyses of invertebrate community responses to a C12-15AE-3S anionic surfactant in stream mesocosms. *Aquatic Toxicology (Amsterdam)* 62(2): 105-117.
- Young, R. G., C. D. Matthaei & C. R. Townsend 2008. Organic matter breakdown and ecosystem metabolism: functional indicators for assessing river ecosystem health. *Journal of the North American Benthological Society* 27(3): 605-625.
- Zimmer, M. 2005. Cellulases. Methods to Study Litter Decomposition - A Practical Guide. M. A. S. Graca, F. Bärlocher & M. O. Gessner. Dordrecht, Niederlande, Springer.

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei allen bedanken, die zum Entstehen dieser Arbeit beigetragen haben.

Als erstes bei Peter für die Möglichkeit, meine Doktorarbeit am IfG anfertigen zu dürfen, und bei Herrn Koyro für die Übernahme der Betreuung der Arbeit von universitärer Seite.

László gilt mein besonderer Dank für die Unterstützung bei der Planung und Durchführung des praktischen Teils sowie für die ausführlichen Diskussionen und die nützlichen Kommentare beim Schreiben der Arbeit.

Bei Manuel von der Uni Gießen für die erfreuliche Zusammenarbeit und die Rückstandanalytik, bei Herrn Rodriguez von der Hochschule RheinMain für die sehr hilfreiche Kooperation bei den Versuchen zur Strömungsoptimierung der FGMÖ und bei Stahl- und Metallbau Müller für die maßgeschneiderte Anfertigung der FGMÖ und die Hilfestellung bei der technischen Umsetzung.

Beim Team Mesocosm und bei den Mitarbeitern des FNU, allen voran bei Martin, Ralph und Benny, ohne deren tatkräftige Unterstützung die FGMÖ-Anlage in ihrer heutigen Form niemals hätte aufgebaut werden können. Bei Freddy und Rabea für die Anregungen und die Mithilfe bei diversen Probenentnahmen.

Mein Vater, Paula und Susanne haben das Opfer gebracht, diesen Text Korrektur zu lesen – vielen Dank dafür! Falls sich dennoch Tippfehler finden sollten, gebe ich gerne die entsprechenden Kontaktdaten weiter, um jeglichen Kommentar...

Zu guter Letzt möchte ich jedem Leser danken, der es bis an diese Stelle geschafft hat, ohne eine Seite zu überspringen. Respekt!

Eidesstattliche Erklärung

Hiermit versichere ich, die vorgelegte Dissertation selbstständig und ohne unerlaubte fremde Hilfe und nur mit den Hilfen angefertigt zu haben, die ich in der Dissertation angegeben habe. Alle Textstellen, die wörtlich oder sinngemäß aus veröffentlichten Schriften entnommen sind, und alle Angaben die auf mündlichen Auskünften beruhen, sind als solche kenntlich gemacht. Bei den von mir durchgeführten und in der Dissertation erwähnten Untersuchungen habe ich die Grundsätze guter wissenschaftlicher Praxis, wie sie in der ‚Satzung der Justus-Liebig-Universität zur Sicherung guter wissenschaftlicher Praxis‘ niedergelegt sind, eingehalten.

Datum

Name

Anhang

Anhang A: Tägliche Wetterdaten 2013 und 2014

Anhang B: Monatliche Wetterdaten 2004-2014

Anhang C: Einteilung der Taxa für die SPEAR-Ansätze

Anhang D: Generationszeit und Voltinismus der Taxa

Anhang E: Einteilung der Taxa: Flugfähigkeit, Drifthäufigkeit und Schwimmfähigkeit

Anhang F: Taxalisten der FGMÖ-Studien inklusive Präsenz, Abundanz und Dominanz

Anhang G: Taxaliste für die statische Mesokosmen: Makroinvertebraten

Anhang H: MDDs für die FGMÖ in Testdurchlauf I-III: Makrozoobenthos

Anhang I: MDDs für die FGMÖ in Testdurchlauf I-III: Emergierende Insekten

Anhang J: MDDs für die statischen Mesokosmen: Makroinvertebraten

Anhang K: NOECs + MDDs für das Makrozoobenthos in der Ivermectin-Studie

Anhang L: MDDs für die FGMÖ in Testdurchlauf I: Zooplankton

Datum	Lufttemp. [°C]	Sonnen- schein [h]	Nieder- schlag [mm]		Datum	Lufttemp. [°C]	Sonnen- schein [h]	Nieder- schlag [mm]
1. Mai. 13	9.7	1.3	0.0		1. Jul. 13	16.5	9.1	1.2
2. Mai. 13	10.3	0.0	0.0		2. Jul. 13	16.8	10.0	5.3
3. Mai. 13	12.2	2.2	0.0		3. Jul. 13	15.8	0.3	16.4
4. Mai. 13	12.1	4.6	0.0		4. Jul. 13	17.1	3.3	0.0
5. Mai. 13	13.9	10.4	0.0		5. Jul. 13	17.8	5.8	0.2
6. Mai. 13	15.5	11.5	0.0		6. Jul. 13	18.4	11.4	0.0
7. Mai. 13	13.2	0.9	4.6		7. Jul. 13	19.0	15.2	0.0
8. Mai. 13	14.4	8.1	0.0		8. Jul. 13	19.2	14.8	0.0
9. Mai. 13	14.3	1.9	11.1		9. Jul. 13	20.0	12.2	0.0
10. Mai. 13	12.0	2.5	0.1		10. Jul. 13	17.6	12.9	0.0
11. Mai. 13	9.8	1.9	7.4		11. Jul. 13	14.2	5.5	0.0
12. Mai. 13	7.5	3.6	4.8		12. Jul. 13	15.2	9.2	0.0
13. Mai. 13	8.6	0.4	3.0		13. Jul. 13	16.1	9.2	0.0
14. Mai. 13	9.9	2.5	2.5		14. Jul. 13	16.0	9.4	0.0
15. Mai. 13	13.4	5.7	0.1		15. Jul. 13	17.2	11.5	0.0
16. Mai. 13	14.1	3.7	0.2		16. Jul. 13	19.3	11.0	0.0
17. Mai. 13	12.7	0.4	5.1		17. Jul. 13	20.1	13.7	0.0
18. Mai. 13	10.5	4.4	0.0		18. Jul. 13	20.9	14.1	0.0
19. Mai. 13	11.3	4.9	16.5		19. Jul. 13	20.0	13.3	0.0
20. Mai. 13	9.5	1.4	0.0		20. Jul. 13	18.0	13.7	0.0
21. Mai. 13	9.8	0.5	7.9		21. Jul. 13	21.7	14.9	0.0
22. Mai. 13	7.9	0.5	0.3		22. Jul. 13	24.1	14.1	0.0
23. Mai. 13	4.8	0.4	13.2		23. Jul. 13	22.4	4.1	0.0
24. Mai. 13	5.9	2.1	0.0		24. Jul. 13	19.7	5.6	18.7
25. Mai. 13	7.1	2.4	10.7		25. Jul. 13	20.2	8.1	0.0
26. Mai. 13	6.9	0.0	22.3		26. Jul. 13	22.6	6.8	0.0
27. Mai. 13	10.2	3.4	0.0		27. Jul. 13	25.4	13.7	4.6
28. Mai. 13	12.9	9.9	1.7		28. Jul. 13	21.0	4.0	1.7
29. Mai. 13	9.1	0.0	13.9		29. Jul. 13	17.7	0.5	2.3
30. Mai. 13	10.1	4.7	10.0		30. Jul. 13	17.9	7.7	2.3
31. Mai. 13	12.5	0.0	3.7		31. Jul. 13	18.6	4.4	0.0
Mai	10.7	96.0	139.1		Juli	18.9	280.1	51.5
1. Jun. 13	11.9	0.4	0.0		1. Aug. 13	22.5	14.6	0.0
2. Jun. 13	10.3	7.8	0.0		2. Aug. 13	25.4	14.0	0.0
3. Jun. 13	10.3	10.8	0.0		3. Aug. 13	23.3	5.8	0.0
4. Jun. 13	12.2	11.1	0.0		4. Aug. 13	21.1	9.5	0.0
5. Jun. 13	15.1	10.8	0.0		5. Aug. 13	22.7	12.9	0.0
6. Jun. 13	16.1	15.3	0.0		6. Aug. 13	20.9	9.0	5.3
7. Jun. 13	17.7	12.7	0.0		7. Aug. 13	18.3	3.1	3.1
8. Jun. 13	18.4	12.5	0.0		8. Aug. 13	17.1	1.7	0.0
9. Jun. 13	14.4	2.2	11.9		9. Aug. 13	16.4	5.0	0.0
10. Jun. 13	13.7	3.4	0.5		10. Aug. 13	17.6	7.5	0.0
11. Jun. 13	15.0	11.3	0.0		11. Aug. 13	15.2	5.6	0.0
12. Jun. 13	16.4	4.3	0.0		12. Aug. 13	15.2	4.1	3.5
13. Jun. 13	17.8	4.3	7.3		13. Aug. 13	14.0	5.3	0.3
14. Jun. 13	12.9	4.2	0.0		14. Aug. 13	13.5	7.8	0.0
15. Jun. 13	14.2	5.0	0.0		15. Aug. 13	16.8	10.5	0.0
16. Jun. 13	15.0	7.4	0.0		16. Aug. 13	20.0	12.7	0.0
17. Jun. 13	19.1	13.5	0.0		17. Aug. 13	20.6	6.3	0.0
18. Jun. 13	23.5	13.6	0.0		18. Aug. 13	18.0	1.0	10.6
19. Jun. 13	26.1	14.1	0.0		19. Aug. 13	16.8	6.5	0.6
20. Jun. 13	21.5	5.6	20.7		20. Aug. 13	15.3	6.8	0.0
21. Jun. 13	16.2	4.1	0.0		21. Aug. 13	16.1	11.4	0.0
22. Jun. 13	15.8	6.2	1.5		22. Aug. 13	18.1	11.4	0.0
23. Jun. 13	14.3	5.1	0.0		23. Aug. 13	18.0	8.2	0.0
24. Jun. 13	12.8	4.4	3.9		24. Aug. 13	17.1	6.9	23.0
25. Jun. 13	11.0	0.5	1.4		25. Aug. 13	15.4	0.0	13.4
26. Jun. 13	10.0	1.3	0.1		26. Aug. 13	14.9	0.1	0.0
27. Jun. 13	10.7	2.3	0.2		27. Aug. 13	16.1	7.2	0.0
28. Jun. 13	11.1	0.1	3.2		28. Aug. 13	15.9	5.3	0.0
29. Jun. 13	12.9	2.0	1.9		29. Aug. 13	16.9	9.8	0.0
30. Jun. 13	12.4	4.5	0.0		30. Aug. 13	17.9	9.3	0.0
Juni	15.0	200.4	52.6		31. Aug. 13	15.9	2.9	1.5
					August	17.8	221.8	61.3

Datum	Lufttemp. [°C]	Sonnenschein [h]	Niederschlag [mm]		Datum	Lufttemp. [°C]	Sonnenschein [h]	Niederschlag [mm]
1. Sep. 13	12.8	5.8	0.0		1. Mai. 14	12.0	2.6	13.1
2. Sep. 13	14.9	2.7	0.0		2. Mai. 14	9.2	1.1	0.2
3. Sep. 13	16.8	3.7	0.0		3. Mai. 14	6.5	7.8	0.0
4. Sep. 13	18.2	10.2	0.0		4. Mai. 14	7.5	12.7	0.0
5. Sep. 13	20.4	12.6	0.0		5. Mai. 14	9.7	12.4	0.0
6. Sep. 13	21.7	12.2	0.0		6. Mai. 14	12.2	2.7	1.8
7. Sep. 13	18.5	2.3	6.3		7. Mai. 14	11.2	3.4	0.6
8. Sep. 13	15.3	1.0	10.1		8. Mai. 14	10.3	1.9	4.0
9. Sep. 13	12.4	3.8	10.4		9. Mai. 14	12.6	5.6	0.3
10. Sep. 13	10.7	1.6	5.2		10. Mai. 14	9.7	0.9	12.7
11. Sep. 13	10.5	1.1	7.5		11. Mai. 14	8.9	5.5	4.3
12. Sep. 13	11.0	0.8	1.3		12. Mai. 14	8.3	3.7	2.9
13. Sep. 13	12.9	0.4	1.0		13. Mai. 14	7.9	2.2	4.7
14. Sep. 13	13.1	0.0	2.9		14. Mai. 14	7.0	6.8	1.9
15. Sep. 13	12.6	1.3	1.5		15. Mai. 14	7.5	0.5	0.0
16. Sep. 13	10.8	1.5	4.7		16. Mai. 14	11.0	8.7	0.0
17. Sep. 13	8.4	5.2	4.5		17. Mai. 14	11.1	9.7	0.0
18. Sep. 13	10.0	1.4	1.1		18. Mai. 14	13.3	7.8	0.1
19. Sep. 13	9.8	2.5	0.2		19. Mai. 14	16.2	12.7	0.0
20. Sep. 13	11.3	0.0	0.1		20. Mai. 14	19.2	12.5	0.0
21. Sep. 13	11.8	2.5	0.0		21. Mai. 14	20.3	10.4	0.0
22. Sep. 13	12.6	0.5	0.0		22. Mai. 14	19.2	11.7	6.9
23. Sep. 13	13.5	0.1	0.0		23. Mai. 14	13.9	4.9	4.8
24. Sep. 13	13.7	2.7	0.0		24. Mai. 14	13.5	7.6	0.0
25. Sep. 13	13.4	0.3	0.0		25. Mai. 14	14.9	12.9	0.0
26. Sep. 13	12.7	4.4	0.0		26. Mai. 14	13.2	1.1	32.7
27. Sep. 13	8.6	7.7	0.0		27. Mai. 14	13.7	0.1	6.3
28. Sep. 13	9.2	10.3	0.0		28. Mai. 14	11.7	0.0	10.3
29. Sep. 13	10.1	11.0	0.0		29. Mai. 14	9.4	0.0	4.4
30. Sep. 13	9.1	7.0	0.0		30. Mai. 14	9.6	5.5	0.0
September	13.1	341.0	119.6		31. Mai. 14	12.8	10.2	0.0
					Mai	11.7	185.3	112.0
1. Apr. 14	13.5	6.8	0.0		1. Jun. 14	12.6	4.5	0.0
2. Apr. 14	14.1	9.4	0.0		2. Jun. 14	13.7	11.9	0.0
3. Apr. 14	15.3	4.1	0.0		3. Jun. 14	14.9	9.8	0.0
4. Apr. 14	13.6	1.5	0.0		4. Jun. 14	14.7	7.7	1.4
5. Apr. 14	11.4	0.2	0.0		5. Jun. 14	12.8	10.5	0.0
6. Apr. 14	12.2	5.5	0.0		6. Jun. 14	16.8	15.3	0.0
7. Apr. 14	14.6	5.3	0.9		7. Jun. 14	21.3	11.3	0.0
8. Apr. 14	9.5	3.6	0.2		8. Jun. 14	23.2	13.9	0.0
9. Apr. 14	6.8	3.6	0.0		9. Jun. 14	23.2	14.2	0.0
10. Apr. 14	9.6	0.0	0.0		10. Jun. 14	21.6	6.2	0.0
11. Apr. 14	10.4	0.3	0.9		11. Jun. 14	18.4	3.1	20.9
12. Apr. 14	10.3	3.3	0.0		12. Jun. 14	16.9	11.0	0.0
13. Apr. 14	9.3	3.6	0.0		13. Jun. 14	15.5	9.9	0.0
14. Apr. 14	6.2	5.2	0.6		14. Jun. 14	12.9	2.1	0.0
15. Apr. 14	4.0	0.4	0.0		15. Jun. 14	13.8	9.3	0.0
16. Apr. 14	5.6	11.3	0.0		16. Jun. 14	13.2	6.0	0.0
17. Apr. 14	8.2	12.7	0.5		17. Jun. 14	14.3	6.6	0.0
18. Apr. 14	7.4	5.5	0.7		18. Jun. 14	15.5	10.0	0.0
19. Apr. 14	8.5	7.5	0.0		19. Jun. 14	13.3	3.4	0.0
20. Apr. 14	12.7	7.5	0.0		20. Jun. 14	12.8	1.5	0.1
21. Apr. 14	10.9	7.0	0.4		21. Jun. 14	13.5	6.2	0.0
22. Apr. 14	11.3	2.6	0.2		22. Jun. 14	14.5	6.3	0.0
23. Apr. 14	12.3	8.3	0.4		23. Jun. 14	13.3	7.8	0.0
24. Apr. 14	14.1	12.0	0.0		24. Jun. 14	14.1	7.0	0.4
25. Apr. 14	15.1	10.7	0.0		25. Jun. 14	12.0	7.2	0.1
26. Apr. 14	13.2	2.9	18.9		26. Jun. 14	12.8	5.8	0.0
27. Apr. 14	10.3	0.1	3.8		27. Jun. 14	15.8	9.6	0.2
28. Apr. 14	10.4	0.0	0.4		28. Jun. 14	15.5	0.8	6.3
29. Apr. 14	12.7	1.3	0.7		29. Jun. 14	13.5	0.9	1.0
30. Apr. 14	12.6	1.8	2.7		30. Jun. 14	13.6	5.5	0.1
April	10.9	143.8	31.3		Juni	15.3	225.2	30.5

Datum	Lufttemp. [°C]	Sonnenschein [h]	Niederschlag [mm]		Datum	Lufttemp. [°C]	Sonnenschein [h]	Niederschlag [mm]
1. Jul. 14	14.4	11.9	0.0		1. Sep. 14	12.6	2.2	0.0
2. Jul. 14	14.9	13.7	0.0		2. Sep. 14	13.6	0.5	1.1
3. Jul. 14	18.5	15.1	0.0		3. Sep. 14	13.4	0.5	0.0
4. Jul. 14	21.7	11.1	0.1		4. Sep. 14	15.5	3.1	0.0
5. Jul. 14	18.4	2.1	0.0		5. Sep. 14	18.1	5.1	0.0
6. Jul. 14	21.3	9.4	2.1		6. Sep. 14	18.7	7.8	0.0
7. Jul. 14	17.6	2.4	10.4		7. Sep. 14	16.8	2.2	0.0
8. Jul. 14	15.3	0.3	33.2		8. Sep. 14	15.7	4.9	0.0
9. Jul. 14	11.9	0.0	21.9		9. Sep. 14	13.5	7.3	0.0
10. Jul. 14	15.5	2.5	27.9		10. Sep. 14	12.6	0.3	0.1
11. Jul. 14	17.0	4.3	4.0		11. Sep. 14	11.9	1.8	6.1
12. Jul. 14	17.6	11.6	0.0		12. Sep. 14	12.9	0.8	0.1
13. Jul. 14	16.1	0.3	7.9		13. Sep. 14	14.3	0.0	0.9
14. Jul. 14	18.0	8.1	0.0		14. Sep. 14	15.7	3.6	0.0
15. Jul. 14	18.8	12.1	0.0		15. Sep. 14	15.9	0.2	0.0
16. Jul. 14	20.0	8.7	0.0		16. Sep. 14	16.6	5.3	0.0
17. Jul. 14	21.5	14.8	0.0		17. Sep. 14	16.7	9.6	0.0
18. Jul. 14	23.0	14.9	0.0		18. Sep. 14	16.0	0.4	0.0
19. Jul. 14	24.2	13.3	0.0		19. Sep. 14	17.6	3.1	0.1
20. Jul. 14	22.9	1.7	12.6		20. Sep. 14	16.1	0.9	4.5
21. Jul. 14	19.0	1.1	4.7		21. Sep. 14	13.6	0.5	4.6
22. Jul. 14	21.2	9.3	0.0		22. Sep. 14	9.6	3.9	1.2
23. Jul. 14	21.5	12.4	0.0		23. Sep. 14	9.2	4.1	0.0
24. Jul. 14	18.7	9.9	0.4		24. Sep. 14	9.5	3.1	0.0
25. Jul. 14	17.7	6.3	0.0		25. Sep. 14	11.9	3.1	0.1
26. Jul. 14	19.7	6.8	0.0		26. Sep. 14	12.6	0.1	0.1
27. Jul. 14	21.0	10.7	0.0		27. Sep. 14	14.2	5.7	0.0
28. Jul. 14	21.3	6.9	0.2		28. Sep. 14	14.0	8.6	0.0
29. Jul. 14	18.8	0.9	9.8		29. Sep. 14	16.6	4.2	0.4
30. Jul. 14	17.8	0.0	1.8		30. Sep. 14	16.0	2.0	0.0
31. Jul. 14	18.9	12.2	0.0		September	14.4	94.6	19.3
Jul	18.8	234.5	137.0		1. Okt. 14	14.7	4.3	0.0
1. Aug. 14	19.6	9.4	0.0		2. Okt. 14	13.9	7.9	0.0
2. Aug. 14	20.2	8.0	0.0		3. Okt. 14	14.1	9.6	0.0
3. Aug. 14	18.9	1.6	0.4		4. Okt. 14	13.1	10.4	0.0
4. Aug. 14	17.9	3.9	23.5		5. Okt. 14	11.2	4.5	0.0
5. Aug. 14	16.4	4.4	0.0		6. Okt. 14	11.1	0.1	5.1
6. Aug. 14	17.5	5.8	0.4		7. Okt. 14	11.9	0.6	11.0
7. Aug. 14	17.5	4.4	0.0		8. Okt. 14	12.9	0.0	8.6
8. Aug. 14	19.6	9.5	0.0		9. Okt. 14	15.0	0.1	6.9
9. Aug. 14	18.8	5.5	2.4		10. Okt. 14	13.5	1.2	2.9
10. Aug. 14	17.9	2.9	11.9		11. Okt. 14	13.5	1.6	0.0
11. Aug. 14	16.0	10.1	0.4		12. Okt. 14	12.0	7.4	3.9
12. Aug. 14	15.5	8.3	0.0		13. Okt. 14	13.4	0.3	0.8
13. Aug. 14	15.1	1.2	6.5		14. Okt. 14	12.8	1.9	0.0
14. Aug. 14	14.3	5.9	0.6		15. Okt. 14	12.0	6.1	1.8
15. Aug. 14	12.7	0.3	4.0		16. Okt. 14	12.5	1.0	4.4
16. Aug. 14	13.8	5.0	1.8		17. Okt. 14	12.6	0.6	0.8
17. Aug. 14	14.3	4.4	0.0		18. Okt. 14	12.9	7.2	0.0
18. Aug. 14	14.1	4.7	0.1		19. Okt. 14	14.5	3.7	3.7
19. Aug. 14	11.7	5.0	0.8		20. Okt. 14	12.6	1.5	0.0
20. Aug. 14	11.5	6.1	0.0		21. Okt. 14	9.1	0.1	9.1
21. Aug. 14	12.2	6.9	0.0		22. Okt. 14	6.8	0.1	0.7
22. Aug. 14	13.1	4.3	0.5		23. Okt. 14	8.2	3.1	0.0
23. Aug. 14	12.0	2.6	9.0		24. Okt. 14	8.3	6.1	0.1
24. Aug. 14	10.9	5.2	1.2		25. Okt. 14	9.5	0.5	0.8
25. Aug. 14	11.8	2.0	14.0		26. Okt. 14	11.0	1.9	0.0
26. Aug. 14	11.8	0.0	6.5		27. Okt. 14	7.7	4.6	0.0
27. Aug. 14	13.7	10.1	0.0		28. Okt. 14	5.2	0.0	0.0
28. Aug. 14	15.3	7.9	0.0		29. Okt. 14	6.5	0.5	1.6
29. Aug. 14	17.0	4.2	3.3		30. Okt. 14	9.1	0.0	0.0
30. Aug. 14	15.3	3.0	0.7		31. Okt. 14	11.5	2.2	0.0
31. Aug. 14	13.5	4.5	6.2		Oktober	11.4	89.1	62.2

Lufttemperatur [°C] gemessen an den Wetterstationen Wahlen (ID 2575), Gießen-Wettenberg (ID 2609) und Neu-Ulrichstein (ID 7410), die ungefähr 9 km, 30 km und 800 m entfernt sind vom Testgelände des Instituts für Gewässerschutz Mesocosm GmbH (IfG).

Monat	2004	2005	2006	2007 ^{a)}	2008	2009 ^{b)}	2010 ^{c)}	2011 ^{d)}	2012 ^{d)}	2013 ^{d)}	2014 ^{d)}	MW
Jan	0.0	0.3	-3.3	4.1	3.2	-3.1	-2.8	k.W.	1.3	-0.6	2.7	0.2
Feb	2.1	-1.6	-1.0	4.3	2.8	1.3	0.2	0.6	-3.0	-1.5	4.0	0.7
Mrz	3.9	4.0	1.2	5.9	3.4	4.9	4.8	5.5	7.2	-0.4	7.2	4.3
Apr	10.3	9.3	7.4	11.2	6.6	11.4	9.5	11.9	7.6	7.8	10.9	9.4
Mai	11.0	12.2	12.3	14.0	14.0	13.7	10.8	13.9	13.8	10.7	11.7	12.6
Jun	15.0	12.0	16.0	17.7	16.1	13.9	17.0	15.8	14.4	15.0	15.3	15.3
Jul	16.9	17.5	21.4	17.3	17.3	18.3	20.6	15.3	16.6	18.9	18.8	18.1
Aug	18.4	15.4	14.8	16.7	16.8	18.6	16.8	17.3	18.2	17.8	15.2	16.9
Sep	13.7	14.9	16.7	12.6	11.7	14.8	12.4	15.1	13.2	13.1	14.4	13.9
Okt	9.8	10.7	11.6	8.5	8.1	8.5	8.4	9.1	8.1	10.0	11.4	9.5
Nov	3.9	3.9	6.4	3.5	4.0	7.8	5.7	3.7	4.6	3.5	5.7	4.8
Dez	-0.9	0.2	3.4	0.9	-0.3	0.8	-3.2	2.9	1.7	3.2	1.8	1.0
MW	8.7	8.2	8.9	9.7	8.6	9.2	8.4	10.1	8.6	8.1	9.9	8.9

soweit nicht anders angegeben, stammen die Werte von der Wetterstation Wahlen (ID 2575, Deutscher Wetterdienst)

a) Werte von der Wetterstation der regionalen Landwirtschaftsbehörde in Alsfeld ca. 20 km vom Versuchsgelände entfernt

b) Werte bis Juli von der Wetterstation Wahlen, von Juli bis Dezember von der Wetterstation Gießen-Wettenberg

c) Werte von der Wetterstation Gießen-Wettenberg

d) Werte von der Wetterstation Neu-Ulrichstein (in Betrieb seit Februar 2011)

k.W. = kein Wert vorhanden; MW = Mittelwert

Sonnenscheindauer [h:min] gemessen an den Wetterstationen Marburg-Cappel (ID 2607), Wahlen (ID 2575), Gießen-Wettenberg (ID 2609) und Neu-Ulrichstein (ID 7410), die ungefähr 20 km, 9 km, 30 km und 800 m entfernt sind vom Testgelände des IfG.

Monat	2004	2005	2006 [*]	2007 [*]	2008	2009 ^{**}	2010 ^{**}	2011 ^{***}	2012 ^{***}	2013 ^{***}	2014 ^{***}	MW
Jan	25:54	55:42	83:21	26:48	40:06	79:55	24:42	k.W.	47:48	19:09	46:13	44:58
Feb	61:18	k.W.	39:16	47:18	110:18	53:43	38:30	59:42	107:00	35:37	59:07	61:11
Mrz	113:36	102:18	82:31	156:36	73:12	96:43	127:24	209:24	168:00	120:56	182:42	130:18
Apr	160:24	129:42	123:40	299:06	100:30**	216:15	232:24	240:06	137:54	132:24	143:49	174:12
Mai	129:30	146:36	191:33	206:42	258:36	192:58	117:12	307:06	217:48	95:59	185:16	186:18
Jun	134:42	147:00	251:47	167:36	257:24	185:53	299:54	199:42	155:12	200:23	220:44	201:51
Jul	136:42	151:30	255:41	175:42	210:54	206:28	274:54	146:36	194:30	280:05	234:32	206:09
Aug	k.W.	177:16*	122:59	193:06	178:00	247:47	150:48	179:36	243:12	221:49	156:58	187:09
Sep	144:00	200:13*	204:47	129:36	117:00	148:30	117:54	181:36	178:18	341:01	94:33	168:52
Okt	k.W.	151:32*	122:08	111:42	78:42	79:49	122:18	148:18	126:54	84:21	89:03	111:29
Nov	k.W.	51:18*	48:40	18:30	22:00	36:42	21:42	91:00	31:48	45:51	40:30	40:48
Dez	28:12	19:57*	23:35	37:54	47:30	25:38	9:42	18:00	25:18	45:01	22:18	27:33
Summe	934:18	1333:04	1549:58	1570:36	1494:12	1570:21	1537:24	1781:06	1633:42	973:56	1475:45	1540:48

soweit nicht anders angegeben, stammen die Werte von der Wetterstation Marburg-Cappel (ID 2607, Deutscher Wetterdienst)

*) Werte von der Wetterstation Wahlen

**) Werte von der Wetterstation Gießen-Wettenberg

***) Werte von der Wetterstation Neu-Ulrichstein (in Betrieb seit Februar 2011)

k.W. = kein Wert vorhanden; MW = Mittelwert

Niederschlag [mm] gemessen an den Wetterstationen Wahlen (ID 2575), Gießen-Wettenberg (ID 2609) und Neu-Ulrichstein (ID 7410), die ungefähr 9 km, 30 km und 800 m entfernt sind vom Testgelände des IfG.

Monat	2004	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014	MW
Jan	88.4	85.8	21.8	143.1	56.2	51.1	27.2	k.W.	92.9	36.4	34.2	63.7
Feb	29.2	57.8	64.5	85.5	42.5	68.7	48.4	22.0	7.5	20.4	36.1	43.9
Mrz	31.4	55.0	85.9	86.0	91.1	81.0	44.6	8.0	11.0	22.7	11.7	48.0
Apr	46.4	128.3	80.2	4.5	85.4	35.6	11.3	30.1	44.3	53.6	31.3	50.1
Mai	120.1	135.7	162.3	231.6	72.3	110.9	59.7	18.0	72.3	139.1	112.0	112.2
Jun	45.0	35.2	19.1	159.4	93.3	90.0	72.4	60.0	91.2	52.6	30.5	68.1
Jul	77.0	107.1	89.7	145.4	68.8	28.0	54.5	53.3	94.7	51.5	137.0	82.5
Aug	99.6	20.4	146.4	179.5	67.8	35.1	112.9	81.7	35.4	61.3	94.2	84.9
Sep	81.2	57.4	9.9	142.3	66.5	46.1	64.4	58.4	23.1	119.6	19.3	62.6
Okt	45.6	1.5	65.8	16.0	85.3	51.4	19.6	34.2	58.3	118.3	62.2	50.7
Nov	98.5	52.9	74.1	95.6	37.0	76.6	49.6	1.0	39.2	75.0	32.3	57.4
Dez	45.3	67.1	61.9	61.4	48.4	70.3	54.2	93.6	58.4	48.2	39.5	58.9
Summe	807.7	804.2	881.6	1350.3	814.6	744.8	618.8	460.3	628.3	798.7	640.3	783.0

bis Juni 2009: Werte von der Wetterstation Wahlen

ab Juli 2009-2010: Werte von der Wetterstation Gießen-Wettenberg

2011 – 2014 Werte von der Wetterstation Neu-Ulrichstein (in Betrieb seit Februar 2011)

k.W. = kein Wert vorhanden; MW = Mittelwert

Taxonname	Gen	Exp	Mig	Flug	Drift	Schw	SPEAR	Car	OP	Pyr	Org	Neo
Aeschnidae Gen. Sp.	1	1	0	0	1	0	0	1	1	0	0	0
<i>Agapetus fuscipes</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Agrypnia</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Anabolia nervosa</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Ancylus fluviatilis</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
Anisoptera Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	0	1	1	0	0	0
<i>Anisus septemgyratus</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
<i>Anopheles</i> sp.	k.A.	k.A.	1	1	1	1	k.A.	0	1	0	0	1
<i>Antocha</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
<i>Asellus aquaticus</i>	0	1	1	1	1	1	0	0	0	1	0	0
<i>Astacus astacus</i>	1	1	1	1	1	1	k.A.	0	0	1	1	0
<i>Atherix ibis</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0	1
<i>Athripsodes albifrons</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Athripsodes bilineatus</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Athripsodes</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Baetidae Gen. sp.	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	0	1
<i>Baetis fuscatus</i>	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1
<i>Baetis rhodani</i>	1	0	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1
<i>Baetis scambus</i>	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1
<i>Baetis</i> sp.	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1
<i>Baetis vernus</i>	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	1	1
<i>Bathymphalus contortus</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
<i>Bezzia</i> sp.	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
<i>Caenis luctuosa</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Caenis</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Calopteryx splendens</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	0
<i>Centroptilum luteolum</i>	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	0	1
Ceratopogonidae Gen. sp.	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Ceratopogoninae/Palpomyiinae Gen. sp.	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Chaetopterygini/Stenophylacini Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Chaoborus</i> sp.	0	1	0	1	0	1	1	1	1	1	1	0
Chironomidae Gen. sp.	0	0	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1
Chironomini Gen. sp.	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1
<i>Chironomus</i> sp.	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	1	1
<i>Chironomus plumosus</i> -Agg.	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	1	1
<i>Chironomus thummi</i> -Gr.	0	1	0	1	0	1	0	1	0	0	1	1
<i>Chrysops</i> sp.	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Clinocerinae Gen. sp.	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
<i>Cloeon dipterum</i>	0	1	0	1	1	0	1	1	1	1	0	1
<i>Cloeon</i> sp.	0	1	0	1	1	0	1	1	1	1	0	1
Coenagrionidae Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	1	0	1	0	0	k.A.
Coleoptera Gen. sp.	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
Corduliidae/Libellulidae Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	k.A.
Corixidae Gen. sp.	1	1	0	0	1	0	1	1	1	1	0	1
<i>Crocothemis erythraea</i>	1	1	0	0	1	1	0	1	0	1	0	0
<i>Dicranota</i> sp.	1	1	1	1	1	1	k.A.	1	1	0	1	1
<i>Dixella</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Dolichopodidae Gen. sp.	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
<i>Dryops</i> sp.	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
<i>Dugesia gonocephala</i>	1	1	1	1	1	1	0	k.A.	0	k.A.	1	k.A.
<i>Dugesia lugubris/polychroa</i>	1	1	1	1	1	1	0	k.A.	0	k.A.	1	k.A.
<i>Dugesia</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	k.A.	0	k.A.	1	k.A.
Dytiscidae Gen. sp.	1	0	0	0	1	0	0	0	0	1	1	k.A.

Taxonname	Gen	Exp	Mig	Flug	Drift	Schw	SPEAR	Car	OP	Pyr	Org	Neo
<i>Leuctra nigra</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	k.A.
<i>Leuctra</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	k.A.
Limnephilidae Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Limnephilini Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Limnius</i> sp.	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
<i>Limnius volckmari</i>	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
Limoniidae Gen. sp.	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Lumbriculidae Gen. sp.	0	1	1	1	1	1	0	0	0	k.A.	0	1
<i>Lumbriculus variegatus</i>	0	1	1	1	1	1	0	0	0	k.A.	0	1
<i>Lymnaea stagnalis</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
Lymnaeidae	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
<i>Lype reducta</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Lype</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Micrasema morosum</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Microcara testacea</i>	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
<i>Molannodes tinctus</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Musculium lacustre</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	k.A.	1	k.A.
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Myxas glutinosa</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
Naididae	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0
Naididae/Tubificidae Gen. sp.	0	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0
<i>Nemoura</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	k.A.
<i>Nepa cinerea</i>	1	1	1	1	1	1	0	1	0	1	1	1
<i>Notonecta glauca</i>	1	1	0	0	1	0	0	1	1	1	1	1
<i>Ochthebius</i> sp.	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
<i>Oecetis ochracea</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Oecismus monedula</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Oligostomis reticulata</i>	1	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Orectochilus villosus</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	1	1	1	k.A.
Orthoclaadiinae Gen. sp.	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1
<i>Oulimnius</i> sp.	1	1	0	0	1	0	0	0	1	0	1	k.A.
<i>Paraleptophlebia submarginata</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Philopotamus</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Phryganea grandis</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Phryganea</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Physella</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
Piscicolidae Gen. sp.	1	1	1	1	1	1	0	k.A.	0	k.A.	0	k.A.
<i>Pisidium</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	0	0	k.A.	1	k.A.
<i>Planorbis planorbis</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	k.A.
<i>Platambus maculatus</i>	1	1	0	0	1	0	0	0	0	1	1	k.A.
<i>Platycnemis pennipes</i>	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	k.A.
<i>Plea leachi</i>	1	1	0	0	1	0	0	1	1	1	1	1
<i>Plectrocnemia</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
Polycentropodidae	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Proasellus coxalis</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	1	1	0
<i>Procloeon bifidum</i>	1	1	0	1	0	0	1	1	1	1	0	1
<i>Prodiamesa olivacea</i>	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1
<i>Prosimulium</i> sp.	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1
<i>Psychomyia pusilla</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Radix auricularia</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	k.A.
<i>Radix balthica</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	k.A.
<i>Radix balthica/labiata</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	k.A.

Taxonname	Gen	Exp	Mig	Flug	Drift	Schw	SPEAR	Car	OP	Pyr	Org	Neo
<i>Radix ovata</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	k.A.
<i>Radix</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	1	k.A.
<i>Rhyacophila</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Sericostoma</i> sp.	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Serratella ignita</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Sialis lutaria</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1	1
<i>Silo nigricornis</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Simulium argyreatum</i>	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1
<i>Simulium intermedium/ornatum/trifasciatum</i>	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1
<i>Simulium</i> sp.	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1
<i>Simulium venum</i>	0	1	1	1	1	1	0	1	1	1	1	1
<i>Sphaerium corneum</i>	1	1	1	1	1	1	0	0	0	k.A.	0	k.A.
<i>Sphaerium</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	0	0	k.A.	0	k.A.
Syrphidae Gen. sp.	0	1	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Tabanidae Gen. sp.	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
Tanypodinae Gen. sp.	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1
Tanytarsini Gen. sp.	0	1	0	1	0	1	0	1	1	0	1	1
<i>Tipula</i> sp.	1	0	1	1	1	1	1	1	1	0	1	1
<i>Torleya major</i>	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
<i>Tubifex</i> sp.	1	1	1	1	1	1	0	0	0	0	0	0

1 = besonders gefährdet; 0 = nicht besonders gefährdet
Gen = Generationszeit; Exp = Exposition; Mig = Migration; Flug = Flugfähigkeit; Drift = Drifhäufigkeit; Schw = Schwimmfähigkeit;
SPEAR = SPEAR-Index nach Liess & von der Ohe 2005
Car = Carbamate; OP = Organophosphate; Pyr = Pyrethroide; Org = Organochlorine; Neo = Neonicotiniode

Taxonname	Taxonname (EFSA bzw. SPEAR)*	Generationszeit [a]	Voltinismus
<i>Agapetus fuscipes</i>	<i>Agapetus fuscipes</i>	0.5	m
<i>Agrypnia</i> sp.	<i>Agrypnia</i> sp.	1	u
<i>Anabolia nervosa</i>	<i>Anabolia nervosa</i>	1	u
<i>Ancylus fluviatilis</i>	<i>Ancylus fluviatilis</i>	1	u
Anisoptera Gen. sp.	Anisoptera	1.72	s
<i>Anisus septemgyratus</i>	<i>Anisus</i>	1	u
<i>Antocha</i> sp.	Limoniidae	1	u
<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	0.33	m
<i>Astacus astacus</i>	Astacidae	1	u
<i>Atherix ibis</i>	<i>Atherix ibis</i>	1	u
<i>Athripsodes albifrons</i>	<i>Athripsodes albifrons</i>	1	u
<i>Athripsodes bilineatus</i>	<i>Athripsodes bilineatus</i>	1	u
<i>Athripsodes</i> sp.	<i>Athripsodes</i> sp.	1	u
Baetidae Gen. sp.	Baetidae	0.6	u/b
<i>Baetis fuscatus</i>	<i>Baetis fuscatus</i>	0.5	m
<i>Baetis rhodani</i>	<i>Baetis rhodani</i>	0.5	m
<i>Baetis scambus</i>	<i>Baetis scambus</i>	2	s
<i>Baetis</i> sp.	<i>Baetis</i> sp.	0.5	m
<i>Baetis vernus</i>	<i>Baetis vernus</i>	0.5	m
<i>Bathymphalus contortus</i>	<i>Bathymphalus contortus</i>	1	u
<i>Bezzia</i> sp.	<i>Bezzia</i> sp.	0.33	m
<i>Caenis luctuosa</i>	<i>Caenis luctuosa</i>	1	u
<i>Calopteryx splendens</i>	<i>Calopteryx splendens</i>	2	s
<i>Centroptilum luteolum</i>	<i>Centroptilum luteolum</i>	0.5	m
Ceratopogoninae/Palpomyiinae Gen. sp.	Ceratopogonidae	0.33	m
Chaetopterygini/Stenophylacini Gen. sp.	Chaetopterygini	1	u
Chironomidae Gen. sp.	Chironomidae	0.33	m
Chironomini Gen. sp.	Chironomini	0.33	m
<i>Chironomus</i> sp.	<i>Chironomus</i> sp.	0.33	m
<i>Chironomus plumosus</i> -Agg.	<i>Chironomus</i> sp.	0.33	m
<i>Chironomus thummi</i> -Gr.	<i>Chironomus</i> sp.	0.33	m
<i>Chrysops</i> sp.	Tabanidae	0.75	u/b
Clinocerinae Gen. sp.	Empididae	0.5	m
<i>Cloeon dipterum</i>	<i>Cloeon dipterum</i>	0.3	m
Coenagrionidae Gen. sp.	Coenagrionidae	0.93	u
Corduliidae/Libellulidae Gen. sp.	Corduliidae	1.25	s
Corixidae Gen. sp.	Corixidae	0.9	u
<i>Dicranota</i> sp.	Dicranota	1	u
<i>Dixella</i> sp.	Dixidae	0.5	m
Dolichopodidae Gen. sp.	Dolichopodidae	1	u
<i>Dryops</i> sp.	<i>Dryops</i> sp.	2	s
<i>Dugesia gonocephala</i>	<i>Dugesia gonocephala</i>	1	u
<i>Dugesia lugubris/polychroa</i>	<i>Dugesia lugubris/polychroa</i>	1	u
<i>Dugesia</i> sp.	<i>Dugesia</i> sp.	1	u
Dytiscidae Gen. sp.	Dytiscidae	1	u
<i>Ecdyonurus helveticus</i> -Gr.	<i>Ecdyonurus</i> sp.	0.5	m
<i>Ecdyonurus venosus</i> -Gr.	<i>Ecdyonurus venosus</i>	0.5	m
<i>Ecnomus tenellus</i>	<i>Ecnomus tenellus</i>	1	u
<i>Eiseniella tetraedra</i>	<i>Eiseniella tetraedra</i>	0.33	m
<i>Elmis aenea/mauetii/rietscheli/rioloides</i>	<i>Elmis aenea</i>	2	s
<i>Elmis</i> sp.	<i>Elmis</i> sp.	2	s
<i>Elodes</i> sp.	<i>Elodes</i>	1	u
<i>Eloeophila</i> sp.	<i>Eloeophila</i> sp.	1	u
<i>Ephemera danica</i>	<i>Ephemera danica</i>	2	s
<i>Ephemerella</i> sp.	<i>Ephemerella</i>	1	u
<i>Erpobdella octoculata</i>	<i>Erpobdella octoculata</i>	1	u
<i>Forcipomyia</i> sp.	Ceratopogonidae	0.33	m
<i>Galba truncatula</i>	<i>Galba truncatula</i>	1	u
<i>Gammarus pulex</i>	<i>Gammarus pulex</i>	0.75	u/b
<i>Gammarus roeseli</i>	<i>Gammarus roeseli</i>	0.75	u/b
<i>Gammarus</i> sp.	<i>Gammarus</i> sp.	0.75	u/b
<i>Glossiphonia complanata</i>	<i>Glossiphonia complanata</i>	1	u
<i>Glossiphonia</i> sp.	<i>Glossiphonia</i>	0.75	u/b
<i>Glossosoma</i> sp.	Glossosomatidae	0.63	u/b
Goeridae Gen. sp.	Goeridae	0.92	u
<i>Gyraulus albus</i>	<i>Gyraulus albus</i>	1	u
<i>Gyraulus</i> sp.	<i>Gyraulus</i> sp.	1	u
<i>Gyrinus</i> sp.	<i>Gyrinus</i> sp.	1	u
<i>Habrophlebia fusca</i>	<i>Habrophlebia fusca</i>	1	u
<i>Haemopis sanguisuga</i>	<i>Haemopis sanguisuga</i>	1	u
<i>Helobdella stagnalis</i>	<i>Helobdella stagnalis</i>	0.5	m
<i>Helophorus</i> sp.	<i>Helophorus</i> sp.	1	u

Taxonname	Taxonname (EFSA bzw. SPEAR)*	Generationszeit [a]	Voltinismus
Heptageniidae Gen. sp.	Heptageniidae	0.66	u/b
<i>Holocentropus stagnalis</i>	<i>Holocentropus stagnalis</i>	1	u
<i>Hydaticus</i> sp.	<i>Hydaticus</i>	1	u
<i>Hydraena</i> sp.	<i>Hydraena</i> sp.	1	u
Hydroporinae Gen. sp. Ad.	<i>Hydroporus</i>	1	u
<i>Hydropsyche angustipennis</i>	<i>Hydropsyche angustipennis</i>	1	u
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	<i>Hydropsyche</i>	1	u
<i>Hydropsyche instabilis</i>	<i>Hydropsyche instabilis</i>	1	u
<i>Hydropsyche siltalai</i>	<i>Hydropsyche siltalai</i>	1	u
<i>Hydropsyche</i> sp.	<i>Hydropsyche</i> sp.	1	u
Hydroptilidae Gen. sp.	Hydroptilidae	0.65	u/b
<i>Hygrobatas fluviatilis</i>	Acari	0.5	m
<i>Isoperla</i> sp.	<i>Isoperla</i> sp.	1	u
<i>Jungiella/Psychoda/Tinearia</i> sp.	Psychodidae	0.25	m
<i>Laccobius</i> sp.	<i>Laccobius</i> sp.	1	u
<i>Laccophilus</i> sp.	<i>Laccophilus</i> sp.	1	u
<i>Lepidostoma basale</i> (<i>Lasiocephala basalis</i>)	<i>Lepidostoma</i>	1	u
<i>Lepidostoma hirtum</i>	<i>Lepidostoma hirtum</i>	1	u
Leptoceridae Gen. sp.	Leptoceridae	1	u
<i>Leptophlebia submarginata</i>	<i>Leptophlebia</i>	1	u
<i>Leuctra geniculata</i>	<i>Leuctra geniculata</i>	1	u
<i>Leuctra nigra</i>	<i>Leuctra nigra</i>	1	u
<i>Leuctra</i> sp.	<i>Leuctra</i> sp.	1	u
Limnephilidae Gen. sp.	Limnephilidae	1	u
Limnephilini Gen. sp.	Limnephilidae	1	u
<i>Limnius</i> sp.	<i>Limnius</i> sp.	2	s
<i>Limnius volckmari</i>	<i>Limnius volckmari</i>	2	s
Limoniidae Gen. sp.	Limoniidae	1	u
Lumbriculidae Gen. sp.	Lumbriculidae	0.42	m
<i>Lumbriculus variegatus</i>	<i>Lumbriculus variegatus</i>	0.33	m
<i>Lymnaea stagnalis</i>	<i>Lymnaea stagnalis</i>	1	u
<i>Lype reducta</i>	<i>Lype reducta</i>	0.5	m
<i>Lype</i> sp.	<i>Lype</i> sp.	0.5	m
<i>Micrasema morosum</i>	Brachycentridae	1	u
<i>Microcara testacea</i>	Scirtidae	1	u
<i>Molannodes tinctus</i>	Molannidae	1	u
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	1	u
<i>Myxas glutinosa</i>	<i>Myxas glutinosa</i>	1	u
Naididae/Tubificidae Gen. sp.	Naididae/Tubificidae	0.3	m
<i>Nemoura</i> sp.	<i>Nemoura</i> sp.	1	u
<i>Nepa cinerea</i>	<i>Nepa cinerea</i>	1	u
<i>Ochthebius</i> sp.	<i>Ochthebius</i>	1	u
<i>Oecetis ochracea</i>	<i>Oecetis ochracea</i>	1	u
<i>Oecismus monedula monedula</i>	Sericostomatidae	1	u
<i>Oligostomis reticulata</i>	<i>Oligostomis reticulata</i>	1	u
<i>Orectochilus villosus</i>	<i>Orectochilus villosus</i>	1	u
Orthocladiinae Gen. sp.	<i>Orthocladius</i>	0.33	m
<i>Oulimnius</i> sp.	<i>Oulimnius</i>	2	s
<i>Philopotamus</i> sp.	<i>Philopotamus</i> sp.	1	u
<i>Phryganea</i> sp.	<i>Phryganea</i> sp.	1	u
<i>Physella</i> sp.	<i>Physella</i> sp.	1	u
Piscicolidae Gen. sp.	Piscicolidae	1	u
<i>Pisidium</i> sp.	<i>Pisidium</i> sp.	1	u
<i>Planorbis planorbis</i>	<i>Planorbis planorbis</i>	0.5	m
<i>Platambus maculatus</i>	<i>Platambus maculatus</i>	1	u
<i>Platycnemis pennipes</i>	<i>Platycnemis pennipes</i>	1	u
<i>Plectrocnemia</i> sp.	<i>Plectrocnemia</i> sp.	1	u
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	1	u
<i>Proasellus coxalis</i>	<i>Proasellus coxalis</i>	0.66	u/b
<i>Procloeon bifidum</i>	<i>Procloeon bifidum</i>	0.5	m
<i>Prodiamesa olivacea</i>	<i>Prodiamesa olivacea</i>	0.4	m
<i>Prosimulium</i> sp.	Simuliidae	0.3	m
<i>Psychomyia pusilla</i>	<i>Psychomyia pusilla</i>	0.5	m
<i>Radix auricularia</i>	<i>Radix auricularia</i>	1	u
<i>Radix balthica</i>	<i>Radix</i>	0.75	u/b
<i>Radix balthica/labiata</i>	<i>Radix</i>	0.75	u/b
<i>Radix</i> sp.	<i>Radix</i> sp.	1	u
<i>Rhyacophila</i> sp.	<i>Rhyacophila</i> sp.	1	u
<i>Rhyacophila</i> sp.	<i>Rhyacophila</i> sp.	1	u
<i>Sericostoma</i> sp.	<i>Sericostoma</i> sp.	1	u
<i>Serratella ignita</i>	<i>Serratella ignita</i>	1	u

Taxonname	Taxonname (EFSA bzw. SPEAR)*	Generationszeit [a]	Voltinismus
<i>Sialis lutaria</i>	<i>Sialis lutaria</i>	1	u
<i>Silo nigricornis</i>	<i>Silo nigricornis</i>	0.5	m
<i>Simulium argyreatum</i>	<i>Simulium</i>	0.27	m
<i>Simulium intermedium / ornatum / trifasciatum</i>	<i>Simulium</i>	0.27	m
<i>Simulium</i> sp.	<i>Simulium</i> sp.	0.25	m
<i>Simulium vernum</i>	<i>Simulium</i>	0.27	m
<i>Sphaerium corneum</i>	<i>Sphaerium corneum</i>	0.5	m
<i>Sphaerium</i> sp.	<i>Sphaerium</i> sp.	0.75	u/b
Syrphidae Gen. sp.	Syrphidae	0.25	m
Tabanidae Gen. sp.	Tabanidae	0.75	u/b
Tanypodinae Gen. sp.	Tanypodinae	0.33	m
Tanytarsini Gen. sp.	Chironomidae	0.33	m
<i>Tipula</i> sp.	<i>Tipula</i>	0.5	m
<i>Torleya major</i>	<i>Torleya major</i>	0.5	m

Taxonname (statische Mesokosmen)	Taxonname (EFSA bzw. SPEAR)*	Generationszeit [a]	Voltinismus
Aeschnidae Gen. sp.	Aeschnidae	2	s
Anopheles sp.	<i>Anopheles</i>	k.A.	m
<i>Asellus aquaticus</i>	<i>Asellus aquaticus</i>	0.33	m
<i>Caenis</i> sp.	<i>Caenis</i> sp.	0.8	u
Ceratopogonidae Gen. sp.	Ceratopogonidae	0.33	m
<i>Chaoborus</i> sp.	<i>Chaoborus</i> sp.	0.33**	m
Chironomidae Gen. sp.	Chironomidae	0.33	m
<i>Cloeon</i> sp.	<i>Cloeon</i>	0.4	m
Coenagrionidae Gen. sp.	Coenagrionidae	0.93	u
Coleoptera Gen. sp.	Coleoptera	1.07	u
Corixidae Gen. sp.	Corixidae	0.9	u
<i>Craothesmia erythraea</i>	Libellulidae	1.31	s
<i>Dugesia</i> sp.	<i>Dugesia</i> sp.	1	u
<i>Elophila nymphaeata</i>	<i>Elophila nymphaeata</i>	1	u
<i>Gerris</i> sp.	<i>Gerris</i> sp.	0.3	m
<i>Haemopsis sanguisuga</i>	<i>Haemopsis sanguisuga</i>	1	u
<i>Helobdella stagnalis</i>	<i>Helobdella stagnalis</i>	0.5	m
<i>Hydra</i> sp.	<i>Hydra</i> sp.	k.A.	m
Hydrachnididae Gen. sp.	Acari	0.5	m
Leptoceridae Gen. sp.	Leptoceridae	1	u
Lestidae Gen. sp.	Lestidae	1	u
<i>Lumbriculus variegatus</i>	<i>Lumbriculus variegatus</i>	0.33	m
<i>Lymnaea stagnalis</i>	<i>Lymnaea stagnalis</i>	1	u
Lymnaeidae Gen. sp.	Lymnaeidae	0.94	u
<i>Musculium lacustre</i>	<i>Musculium lacustre</i>	1	u
Naididae Gen. sp.	Naididae	0.3	m
<i>Notonecta glauca</i>	<i>Notonecta glauca</i>	1	u
<i>Phryganea grandis</i>	<i>Phryganea grandis</i>	1	u
<i>Planorbis planorbis</i>	<i>Planorbis planorbis</i>	0.5	m
<i>Plea leachi</i>	<i>Plea leachi</i>	1	u
Polycentropodidae Gen. sp.	Polycentropodidae	1.04	u
<i>Radix ovata</i>	<i>Radix ovata</i>	0.5	m
Tanypodinae Gen. sp.	Tanypodinae	0.33	m
<i>Tubifex</i> sp.	<i>Tubifex</i> sp.	0.33	m

* entsprechendes Taxon in EFSA (2013) basierend auf der SPEAR-Datenbank

** angepasst, da in Deutschland meistens drei Generationen pro Jahr auftreten (Janz et al. 2016)

EFSA 2013. Guidance on tiered risk assessment for plant protection products for aquatic organisms in edge-of-field surface waters. *EFSA Journal* 11(7).

Janz, P., Weltje, L., Epke, K. P. & U. Dawo 2016. Temporal population dynamics of the phantom midge *Chaoborus crystallinus* and its influence on the zooplankton community. *Hydrobiologia* 770(1):273-287.

Taxon	Flugfähigkeit			Drifhfähigkeit			Schwimmfähigkeit		
	keine	schwach	stark	selten	mäßig	häufig	keine	schwach	stark
Aeschnidae Gen. Sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Agapetus fuscipes</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Agrypnia</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Anabolia nervosa</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Ancylus fluviatilis</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Anisoptera Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Anisus septemgyratus</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Anopheles</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Antocha</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Asellus aquaticus</i>	1	0	0	0.75	0.25	0	0.90	0.10	0
<i>Astacus astacus</i>	1	0	0	1	0	0	0	1	0
<i>Atherix ibis</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Athripsodes albifrons</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Athripsodes bilineatus</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Athripsodes</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
Baetidae Gen. sp.	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Baetis fuscatus</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Baetis rhodani</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Baetis scambus</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Baetis</i> sp.	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Baetis vernus</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Bathymphalus contortus</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Bezzia</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Caenis luctuosa</i>	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Caenis</i> sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Calopteryx splendens</i>	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Centroptilum luteolum</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	1
Ceratopogonidae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
Ceratopogoninae/Palpomyiinae Gen. sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
Chaetopterygini/Stenophylacini Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Chaoborus</i> sp.	0	0.94	0.06	0	0	1	0	1	0
Chironomidae Gen. sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
Chironomini Gen. sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Chironomus</i> (Chironomus) sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Chironomus plumosus</i> -Agg.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Chironomus thummi</i> -Gr.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Chrysops</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
Clinocerinae Gen. sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Claeon dipterum</i>	0	1	0	0.54	0.08	0.38	0	0	1
<i>Claeon</i> sp.	0	1	0	0.54	0.08	0.38	0	0	1
Coenagrionidae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	0
Coleoptera Gen. sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
Corduliidae/Libellulidae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	0
Corixidae Gen. sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Crocothemis erythraea</i>	0	0	1	1	0	0	1	0	0
<i>Dicranota</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Dixella</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
Dolichopodidae Gen. sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Dryops</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Dugesia gonocephala</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Dugesia lugubris/polychroa</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Dugesia</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Dytiscidae Gen. sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Ecdyonurus helveticus</i> -Gr.	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Ecdyonurus venosus</i> -Gr.	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Ecnomus tenellus</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Eiseniella tetraedra</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Elmis aenea/maugettii/rietscheli/rioloides</i>	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Elmis</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Elodes</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Eloephila</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Elophila nymphaeata</i>	0	1	0	1	0	0	0	0	1
<i>Ephemera danica</i>	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Ephemerella</i> sp.	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Erpobdella octoculata</i>	1	0	0	1	0	0	0.50	0.50	0
<i>Forcipomyia</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Galba truncatula</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Gammarus pulex</i>	1	0	0	0.30	0.70	0	0	0.50	0.50
<i>Gammarus roeseli</i>	1	0	0	0.30	0.70	0	0	0.50	0.50
<i>Gammarus</i> sp.	1	0	0	0.30	0.70	0	0	0.50	0.50

Taxon	Flugfähigkeit			Drifhfähigkeit			Schwimffähigkeit		
	keine	schwach	stark	selten	mäßig	häufig	keine	schwach	stark
<i>Gerris</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Glossiphonia complanata</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Glossiphonia</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Glossosoma</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
Goeridae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Gyraulus albus</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Gyraulus</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Gyrinus</i> sp.	0	0.56	0.44	0.89	0.11	0	0.56	0.11	0.33
<i>Habrophlebia fusca</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Haemopsis sanguisuga</i>	1	0	0	1	0	0	0.50	0.50	0
<i>Helobdella stagnalis</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Helophorus</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
Heptageniidae Gen. sp.	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Holocentropus stagnalis</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Hydaticus</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Hydra</i> sp.	1	0	0	1	0	0	0.80	0.20	0
Hydrachnidae	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Hydraena</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
Hydroporinae Gen. sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Hydropsyche angustipennis</i>	0	0	1	0	1	0	1	0	0
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	0	0	1	0	1	0	1	0	0
<i>Hydropsyche instabilis</i>	0	0	1	0	1	0	1	0	0
<i>Hydropsyche siltalai</i>	0	0	1	0	1	0	1	0	0
<i>Hydropsyche</i> sp.	0	0	1	0	1	0	1	0	0
Hydroptilidae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Hygrobates fluviatilis</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Isoperla</i> sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Jungiella/Psychoda/Tinearia</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Laccobius</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Laccophilus</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Lepidostoma basale</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Lepidostoma hirtum</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
Leptoceridae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Leptophlebia submarginata</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0
Lestidae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Leuctra geniculata</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Leuctra nigra</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Leuctra</i> sp.	0	1	0	0	1	0	0	1	0
Limnephilidae Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
Limnephilini Gen. sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Limnius</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Limnius volckmari</i>	0	0	1	1	0	0	0	0	1
Limoniidae Gen. sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
Lumbriculidae Gen. sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Lumbriculus variegatus</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Lymnaea stagnalis</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Lymnaeidae	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Lype reducta</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Lype</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Micrasema morosum</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Microcara testacea</i>	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Molannodes tinctus</i>	0	0.93	0.07	0.91	0.09	0	0.89	0.11	0
<i>Musculium lacustre</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Myxas glutinosa</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Naididae	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Naididae/Tubificidae Gen. sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Nemoura</i> sp.	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Nepa cinerea</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Notonecta glauca</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	1
<i>Ochthebius</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Oecetis ochracea</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Oecismus monedula</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Oligostomis reticulata</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Orectochilus villosus</i>	0	0.56	0.44	0.89	0.11	0	0.56	0.11	0.33
Orthoclaadiinae Gen. sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Oulimnius</i> sp.	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Paraleptophlebia submarginata</i>	0	1	0	0	1	0	0	1	0
<i>Philopotamus</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Phryganea grandis</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0

Taxon	Flugfähigkeit			Drifthäufigkeit			Schwimmfähigkeit		
	keine	schwach	stark	selten	mäßig	häufig	keine	schwach	stark
<i>Phryganea</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Physella</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Piscicolidae Gen. sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Pisidium</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Planorbis planorbis</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Platambus maculatus</i>	0	0	1	1	0	0	0	0	1
<i>Platycnemis pennipes</i>	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Plea leachi</i>	0	0	1	0	1	0	0	0	1
<i>Plectrocnemia</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
Polycentropodidae	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Proasellus coxalis</i>	1	0	0	0.75	0.25	0	0.90	0.10	0
<i>Procloeon bifidum</i>	0	1	0	0	0	1	0	0	1
<i>Prodiamesa olivacea</i>	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Prosimulium</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Psychomyia pusilla</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Radix auricularia</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Radix balthica</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Radix balthica/labiata</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Radix ovata</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Radix</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Rhyacophila</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Sericostoma</i> sp.	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Serratella ignita</i>	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Sialis lutaria</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Silo nigricornis</i>	0	1	0	1	0	0	1	0	0
<i>Simulium argyreatum</i>	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Simulium intermedium/ornatum/trifasciatum</i>	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Simulium</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Simulium vernalum</i>	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Sphaerium corneum</i>	1	0	0	1	0	0	1	0	0
<i>Sphaerium</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0
Syrphidae Gen. sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
Tabanidae Gen. sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
Tanypodinae Gen. sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
Tanytarsini Gen. sp.	0	1	0	0	0	1	1	0	0
<i>Tipula</i> sp.	0	0.94	0.06	0.67	0.06	0.28	1	0	0
<i>Torleya major</i>	0	1	0	1	0	0	0	1	0
<i>Tubifex</i> sp.	1	0	0	1	0	0	1	0	0

Einteilung basiert auf der Datenbank von Rico & van den Brink (2015)

Rico, A. & P. J. van den Brink 2015. Evaluating aquatic invertebrate vulnerability to insecticides based on intrinsic sensitivity, biological traits, and toxic mode of action. *Environmental Toxicology and Chemistry* 34(8): 1907-1917.

Testdurchlauf I: Makrozoobenthos (destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Clitellata					
Oligochaeta	100	9.94	1	21	2.8
<i>Oligochaeta</i> Gen. sp.	100	9.94	1	21	2.8
Hirudinea	100	21.94	5	46	6.2
<i>Erpobdella octoculata</i>	100	14.94	2	38	4.2
<i>Helobdella stagnalis</i>	100	7	1	24	2
Bivalvia					
Veneroida	88	2.44	0	6	0.7
<i>Psidium</i> sp.	88	2.44	0	6	0.7
Gastropoda					
Basommatophora	75	2.38	0	10	0.7
<i>Radix</i> sp.	75	2.38	0	10	0.7
Pulmonata	94	2.19	0	4	0.6
<i>Ancylus fluviatilis</i>	6	0.13	0	2	<0.1
<i>Bathyomphalus contortus</i>	94	2.06	0	4	0.6
Crustacea					
Amphipoda	100	23.13	5	72	6.5
<i>Gammarus pulex</i>	100	14.25	2	42	4
<i>Gammarus roeseli</i>	75	8.88	0	32	2.5
Isopoda	100	140.63	79	206	39.4
<i>Asellus aquaticus</i>	100	140.63	79	206	39.4
Insecta					
Coleoptera	25	0.31	0	2	0.1
Coleoptera Gen. sp.	25	0.31	0	2	0.1
Diptera	100	131.38	21	328	36.8
<i>Atherix ibis</i>	13	0.19	0	2	0.1
Chironominae Gen. sp.	100	121.25	18	322	34
Orthoclaadiinae Gen. sp.	100	5.81	3	15	1.6
Simuliidae Gen. sp.	13	0.13	0	1	<0.1
Tanypodinae Gen. sp.	88	3.81	0	10	1.1
<i>Tipula</i> sp.	13	0.13	0	1	<0.1
Ephemeroptera	100	8.25	1	25	2.3
<i>Ephemera danica</i>	75	5.31	0	20	1.5
<i>Ephemera vulgata</i>	13	0.31	0	3	0.1
<i>Ephemerella ignita</i>	25	0.44	0	2	0.1
<i>Habrophlebia fusca</i>	75	2.19	0	7	0.6
Megaloptera	75	1.06	0	3	0.3
<i>Sialis lutaria</i>	75	1.06	0	3	0.3
Odonata	12.5	0.13	0	1	<0.1
<i>Enallagma cyathigerum</i>	13	0.13	0	1	<0.1
Plecoptera	81.25	3.88	0	14	1.1
<i>Leuctra</i> sp.	81	3.88	0	14	1.1
Trichoptera	100	9.44	1	26	2.6
Chaetopterygini / Stenophylacini	81	3.81	0	16	1.1
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	6	0.06	0	1	<0.1
<i>Hydropsyche siltalai</i>	31	0.38	0	2	0.1
Limnephilini Gen. sp.	88	3.88	0	13	1.1
<i>Plectrocnemia</i> sp.	6	0.06	0	1	<0.1
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	63	1.13	0	4	0.3
<i>Rhyacophila</i> sp.	6	0.06	0	1	<0.1
<i>Sericostoma personatum/flavicorne</i>	6	0.06	0	1	<0.1

Testdurchlauf I: Emergierte Insekten

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Diptera	100	203.9	53	360	98
<i>Anopheles</i> sp.	40	1.15	0	7	0.6
Ceratopogonidae Gen. sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Chelipoda</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Chironominae Gen. sp.	100	190.45	51	313	91.5
<i>Culex</i> sp.	15	0.15	0	1	0.1
Orthoclaadiinae Gen. sp.	35	0.5	0	2	0.2
<i>Psychodidae</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Simuliidae Gen. sp.	40	6.05	0	27	2.9
Tanypodinae Gen. sp.	85	5.45	0	20	2.6
Ephemeroptera	80	3.05	0	10	1.5
<i>Baetis</i> sp.	40	0.75	0	3	0.4
<i>Caenis</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Ephemerella ignita</i>	10	0.1	0	1	<0.1
Ephemeroptera Gen. sp.	60	0.9	0	3	0.4
<i>Habrophlebia fusca</i>	50	1.25	0	6	0.6
Trichoptera	55	1.2	0	5	0.6
<i>Athripsodes</i> sp.	20	0.2	0	1	0.1
<i>Hydropsyche</i> sp.	15	0.15	0	1	0.1
<i>Lepidostoma</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Lepidostomatidae Gen. sp.	15	0.15	0	1	0.1
Limnephilidae Gen. sp.	25	0.3	0	2	0.1
<i>Phryganea</i> sp.	5	0.1	0	2	<0.1
Trichoptera Gen. sp.	20	0.25	0	2	0.1

Testdurchlauf I: Zooplankton

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Rotatoria					
Monogononta	25	0.02	0	0.13	2
<i>Euchlanis</i> sp.	6	0	0	0.06	0.4
<i>Mytilina</i> sp.	6	0	0	0.06	0.4
<i>Proales</i> sp.	6	0	0	0.06	0.4
<i>Testudinella patina</i>	6	0.01	0	0.13	0.8
Crustacea					
Cladocera	100	0.54	0.06	2.25	55.2
<i>Chydorus sphaericus</i>	50	0.06	0	0.19	6
<i>Daphnia</i> sp.	6	0	0	0.06	0.4
<i>Graptoleberis testudinaria</i>	69	0.07	0	0.25	7.6
<i>Scapholeberis mucronata</i>	6	0	0	0.06	0.4
<i>Simocephalus vetulus</i>	69	0.4	0	2.06	40.8
Copepoda	100	0.42	0.19	1.19	42.8
Cyclopidae Gen. sp.	100	0.39	0.06	1.19	39.6
Diaptomidae Gen. sp.	19	0.01	0	0.06	1.2
Nauplia	31	0.02	0	0.06	2

Testdurchlauf II: Makrozoobenthos (destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Clitellata					
Oligochaeta	17	0.17	0	1	<0.1
<i>Oligochaeta</i> Gen. sp.	17	0.17	0	1	<0.1
Hirudinea					
Hirudinea	100	59.38	34	98	12.4
<i>Erpobdella octoculata</i>	100	45.42	26	72	9.5
<i>Helobdella stagnalis</i>	100	13.96	6	40	2.9
Bivalvia					
Veneroida	4	0.04	0	1	<0.1
<i>Sphaerium</i> sp.	4	0.04	0	1	<0.1
Gastropoda					
Basommatophora	63	1.17	0	4	0.2
<i>Galba truncata</i>	4	0.04	0	1	<0.1
<i>Lymnaea stagnalis</i>	42	0.54	0	2	0.1
<i>Radix ovata</i>	42	0.58	0	2	0.1
Pulmonata					
Pulmonata	29	0.5	0	4	0.1
<i>Anisus spirorbis</i>	17	0.21	0	2	<0.1
<i>Bathyomphalus contortus</i>	13	0.13	0	1	<0.1
<i>Gyraulus</i> sp.	4	0.04	0	1	<0.1
Planorbidae Gen. sp.	13	0.13	0	1	<0.1
Crustacea					
Amphipoda	100	58.83	7	261	12.3
<i>Gammarus pulex</i>	96	16.79	0	83	3.5
<i>Gammarus roeseli</i>	100	42.04	7	178	8.8
Isopoda					
Isopoda	100	203.29	88	281	42.4
<i>Asellus aquaticus</i>	100	203.29	88	281	42.4
Insecta					
Coleoptera	63	1.17	0	4	0.2
<i>Elmis</i> sp.	46	0.83	0	3	0.2
<i>Limnius</i> sp.	4	0.04	0	1	<0.1
<i>Platambus maculatus</i>	21	0.29	0	2	0.1
Diptera					
Diptera	100	91.63	11	328	19.1
<i>Atherix ibis</i>	38	0.58	0	2	0.1
Chironomidae Gen. sp. pupa	79	5.54	0	35	1.2
Chironomini Gen. sp.	100	55.92	9	193	11.7
<i>Limnophora</i> sp.	8	0.08	0	1	<0.1
Orthoclaadiinae Gen. sp.	100	6.54	1	18	1.4
<i>Pradiamesa olivacea</i>	79	6.83	0	30	1.4
Tanypodinae Gen. sp.	50	1.79	0	7	0.4
Tanytarsini Gen. sp.	96	13.96	0	50	2.9
<i>Tipula</i> sp.	29	0.38	0	2	0.1
Ephemeroptera					
Ephemeroptera	100	10.58	4	20	2.2
<i>Baetis</i> sp.	33	0.75	0	6	0.2
<i>Cloeon</i> sp.	8	0.08	0	1	<0.1
<i>Ephemera danica</i>	100	8.79	2	20	1.8
<i>Ephemerella ignita</i>	4	0.08	0	2	<0.1
Ephemeroptera Gen. sp.	13	0.17	0	2	<0.1
<i>Habrophlebia fusca</i>	46	0.71	0	2	0.1
Heteroptera					
Heteroptera	21	0.21	0	1	<0.1
Corixidae Gen. sp.	21	0.21	0	1	<0.1
Megaloptera					
Megaloptera	92	3.88	0	12	0.8
<i>Sialis lutaria</i>	92	3.88	0	12	0.8
Odonata					
Odonata	100	7.63	1	24	1.6
<i>Calopteryx splendens</i>	58	1.33	0	7	0.3
<i>Enallagma cyathigerum</i>	50	0.83	0	3	0.2
<i>Platycnemis pennipes</i>	96	5.46	0	18	1.1

Testdurchlauf II: Makrozoobenthos (destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Plecoptera	33	0.54	0	5	0.1
<i>Leuctra</i> sp.	33	0.54	0	5	0.1
Trichoptera	100	40.38	18	69	8.4
Chaetopterygini / Stenophylacini	100	10.04	2	21	2.1
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	4	0.04	0	1	<0.1
<i>Hydropsyche siltalai</i>	4	0.04	0	1	<0.1
Limnephilini Gen. sp.	100	23.38	3	45	4.9
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	25	0.54	0	4	0.1
<i>Phryganea</i> sp.	4	0.04	0	1	<0.1
<i>Plectrocnemia</i> sp.	4	0.04	0	1	<0.1
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	92	4.25	0	12	0.9
<i>Sericostoma personatum/flavicorne</i>	75	2	0	7	0.4

Testdurchlauf III: Makrozoobenthos (destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Hydrozoa					
Hydrozoa	20	0.2	0	1	0.1
<i>Hydra</i> sp.	20	0.2	0	1	0.1
Gordioida					
Gordioidea	10	0.15	0	2	0.1
<i>Gordius</i> sp.	10	0.15	0	2	0.1
Turbellaria					
Seriata	40	1.15	0	10	0.5
<i>Dugesia gonocephala</i>	40	1.1	0	9	0.4
<i>Dugesia lugubris</i>	5	0.05	0	1	<0.1
Clitellata					
Oligochaeta	100	4.85	1	9	1.9
<i>Chaetogaster</i> sp.	15	0.15	0	1	0.1
<i>Eiseniella tetraedra</i>	65	1	0	4	0.4
<i>Lumbriculus variegatus</i>	50	0.85	0	4	0.3
Naididae Gen. sp.	10	0.1	0	1	<0.1
<i>Tubifex</i> sp.	85	2.75	0	7	1.1
Hirudinea	100	19.55	9	29	7.7
<i>Erpobdella octoculata</i>	100	15.85	6	26	6.2
<i>Glossiphonia complanata</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Glossiphonia heteroclita</i>	95	2.7	0	5	1.1
<i>Helobdella stagnalis</i>	55	0.95	0	3	0.4
Bivalvia					
Veneroidea	100	4.5	1	13	1.8
<i>Pisidium</i> sp.	30	0.4	0	3	0.2
<i>Sphaerium corneum</i>	95	4.1	0	13	1.6
Gastropoda					
Basommatophora	75	2.15	0	7	0.8
<i>Galba truncatula</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Lymnaea stagnalis</i>	20	0.2	0	1	0.1
<i>Radix ovata</i>	75	1.9	0	7	0.7
Pulmonata	90	4.65	0	9	1.8
<i>Ancylus fluviatilis</i>	85	3.5	0	6	1.4
<i>Bathyomphalus contortus</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Gyraulus albus</i>	25	0.25	0	1	0.1
<i>Gyraulus</i> sp.	10	0.1	0	1	<0.1
<i>Myxas glutinosa</i>	20	0.35	0	3	0.1
<i>Planorbis planorbis</i>	30	0.4	0	2	0.2
Arachnida					
Acari	5	0.05	0	1	<0.1
Hydrachnidiae Gen. sp.	5	0.05	0	1	<0.1

Testdurchlauf III: Makrozoobenthos (destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Crustacea					
Amphipoda	100	23.95	2	105	9.4
<i>Gammarus pulex</i>	90	9.75	0	41	3.8
<i>Gammarus roeseli</i>	100	14.2	1	64	5.6
Isopoda	100	41.05	11	65	16.2
<i>Asellus aquaticus</i>	100	41.05	11	65	16.2
Insecta					
Coleoptera	100	7.25	1	17	2.9
<i>Elmis</i> sp.	60	0.75	0	2	0.3
<i>Gyrinus</i> sp.	5	0.1	0	2	<0.1
<i>Hydrophilinae</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Laccophilinae</i> Gen. sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Limnius</i> sp.	95	6.3	0	17	2.5
Diptera	100	56.25	18	98	22.2
<i>Antocha</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Atherix ibis</i>	65	1	0	4	0.4
<i>Bezzia</i> sp.	35	0.4	0	2	0.2
Chironomidae Gen. sp. pupa	60	1.1	0	4	0.4
Chironomini Gen. sp.	95	8.9	0	29	3.5
Orthoclaadiinae Gen. sp.	90	5.05	0	18	2
<i>Prodiamesa olivacea</i>	70	3.15	0	8	1.2
<i>Psychoda</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Tanyptodinae Gen. sp.	100	4.2	1	10	1.7
Tanytarsini Gen. sp.	100	32.25	5	69	12.7
<i>Tipula</i> sp.	10	0.1	0	1	<0.1
Ephemeroptera	100	15.1	5	34	6
<i>Baetis fuscatus</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Caenis luctuosa</i>	20	0.45	0	5	0.2
<i>Centropilum luteolum</i>	5	0.1	0	2	<0.1
<i>Ephemera danica</i>	50	0.9	0	3	0.4
<i>Ephemerella ignita</i>	100	7.15	1	16	2.8
<i>Habrophlebia fusca</i>	100	6.45	2	17	2.5
Megaloptera	10	0.1	0	1	<0.1
<i>Sialis lutaria</i>	10	0.1	0	1	<0.1
Odonata	60	0.9	0	3	0.4
<i>Calopteryx splendens</i>	15	0.25	0	2	0.1
<i>Enallagma cyathigerum</i>	10	0.1	0	1	<0.1
<i>Platycnemis pennipes</i>	50	0.55	0	2	0.2
Plecoptera	100	20.7	10	47	8.2
<i>Isoperla grammatica</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Leuctra geniculata</i>	100	14.25	6	32	5.6
<i>Leuctra nigra</i>	100	6.3	2	15	2.5
<i>Nemoura</i> sp.	10	0.1	0	1	<0.1
Trichoptera	100	51.1	29	85	20.1
<i>Agapetus fuscipes</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Athripsodes albifrons</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Athripsodes bilineatus</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Athripsodes</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Chaetopterygini / Stenophylacini	100	23.85	13	48	9.4
<i>Glossosoma</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Hydropsyche instabilis</i>	10	0.5	0	8	0.2
<i>Hydropsyche siltalai</i>	75	2.55	0	18	1
<i>Lasiocephala basalis</i>	100	6.2	1	10	2.4
<i>Lepidostoma hirtum</i>	100	3.4	1	8	1.3
Limnephilini Gen. sp.	100	5.8	1	11	2.3
<i>Lype reducta</i>	30	0.35	0	2	0.1
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	25	0.35	0	2	0.1
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	100	7	2	15	2.8
<i>Rhyacophila sensu stricto</i>	15	0.2	0	2	0.1
<i>Rhyacophila</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Sericostoma personatum/flavicorne</i>	20	0.55	0	5	0.2

Testdurchlauf III: Makrozoobenthos (nicht destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Turbellaria					
Seriata	100	6	2	11	4.6
<i>Dugesia</i> sp.	100	6	2	11	4.6
Clitellata					
Oligochaeta	95	2.35	0	6	1.8
<i>Eiseniella tetraedra</i>	55	1.05	0	6	0.8
Oligochaeta Gen. sp.	55	0.8	0	2	0.6
<i>Tubifex</i> sp.	30	0.5	0	2	0.4
Hirudinea	100	7.4	1	15	5.7
<i>Erpobdella octoculata</i>	100	5.7	1	12	4.4
<i>Helobdella stagnalis</i>	60	1.6	0	7	1.2
Hirudinea Gen. sp.	10	0.1	0	1	0.1
Gastropoda					
Basommatophora	35	0.5	0	3	0.4
Lymnaeidae Gen. sp.	35	0.5	0	3	0.4
Pulmonata	25	0.5	0	4	0.4
<i>Ancylus fluviatilis</i>	10	0.1	0	1	0.1
Planorbidae Gen. sp.	25	0.4	0	3	0.3
Arachnida					
Acari	95	4.8	0	8	3.7
Hydrachnidae Gen. sp.	95	4.8	0	8	3.7
Crustacea					
Amphipoda	100	24.8	10	41	19
<i>Gammarus</i> sp.	100	24.8	5	41	19
Isopoda	100	18.8	5	39	14.4
<i>Asellus aquaticus</i>	100	18.8	5	39	14.4
Insecta					
Coleoptera	75	2.5	0	8	1.9
Coleoptera	70	2.5	0	8	1.9
Diptera	100	24.4	17	38	18.7
<i>Atherix ibis</i>	5	0.1	0	2	0.1
Ceratopogonidae Gen. sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Chironomidae Gen. sp.	100	24.1	17	36	18.5
Simuliidae Gen. sp.	10	0.1	0	1	0.1
<i>Tipula</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Ephemeroptera	100	12.05	5	22	9.2
<i>Ephemera danica</i>	5	0.05	0	1	<0.1
Ephemeroptera Gen. sp.	30	0.4	0	3	0.3
<i>Habrophlebia fusca</i>	100	11.6	5	22	8.9
Megaloptera	5	0.1	0	2	0.1
<i>Sialis</i> sp.	5	0.1	0	2	0.1
Odonata	80	2.6	0	6	2
Anisoptera Gen. sp.	5	0.05	0	1	<0.1
<i>Calopteryx splendens</i>	10	0.1	0	1	0.1
Coenagrionidae Gen. sp.	80	2.45	0	6	1.9
Plecoptera	100	3.05	1	6	2.3
<i>Leuctra</i> sp.	100	3.05	1	6	2.3
Trichoptera	100	20.5	13	30	15.7
<i>Hydropsyche</i> sp.	20	0.35	0	3	0.3
Lepidostomatidae Gen. sp.	95	3.35	0	9	2.6
Leptoceridae Gen. sp.	85	2.35	0	6	1.8
Limnephilidae Gen. sp.	100	11.5	7	18	8.8
Phryganeidae Gen. sp.	25	0.25	0	1	0.2
Polycentropodidae Gen. sp.	60	0.9	0	2	0.7
<i>Rhyacophila</i> sp.	5	0.05	0	1	<0.1
Trichoptera Gen. sp.	40	1.75	0	9	1.3

Pilotstudie mit dem Tierarzneimittel Ivermectin: Makrozoobenthos (nicht destruktive Auswertung)

Taxon	Präsenz [%]	Abundanz [Ind/Probe]			Dominanz [%]
		Mittelwert	Minimum	Maximum	
Hirudinea	100	14.5	6	24	5.7
<i>Erpobdella octoculata</i>	91	3.22	0	9	1.3
<i>Glossiphonia complanata</i>	72	1.16	0	4	0.5
<i>Glossiphonia heteroclita</i>	50	0.69	0	3	0.3
<i>Helobdella stagnalis</i>	97	5.84	0	15	2.3
Hirudinea Gen. sp.	69	3.59	0	10	1.4
Bivalvia					
Veneroida	16	0.19	0	2	0.1
<i>Sphaerium corneum</i>	16	0.19	0	2	0.1
Gastropoda					
Basommatophora	91	5.5	0	19	2.2
Lymnaeidae Gen. sp.	91	5.5	0	19	2.2
Pulmonata	78	3.25	0	11	1.3
Planorbidae Gen. sp.	78	3.25	0	11	1.3
Arachnida					
Acari	75	2.84	0	7	1.1
Hydrachnidae Gen. sp.	75	2.84	0	7	1.1
Crustacea					
Amphipoda	100	120.38	30	245	47.4
<i>Gammarus</i> sp.	100	120.38	30	245	47.4
Isopoda	100	50.5	16	86	19.9
<i>Asellus aquaticus</i>	100	50.5	16	86	19.9
Insecta					
Coleoptera	53	1.2	0	7	0.6
Coleoptera Gen. sp.	41	0.78	0	4	0.3
<i>Elmis</i> sp.	25	0.5	0	3	0.2
<i>Platambus maculatus</i> (*)	0	0	0	0	0
Diptera	72	11.56	0	49	4.5
<i>Atherix ibis</i>	9	0.16	0	3	0.1
Ceratopogonidae Gen. sp.	16	0.19	0	2	0.1
Chironomidae Gen. sp.	66	11.13	0	49	4.4
Simuliidae Gen. sp.	9	0.09	0	1	<0.1
Ephemeroptera	81	5.06	0	23	2
<i>Baetis</i> sp.	38	1.66	0	15	0.7
<i>Ephemera danica</i>	3	0.03	0	1	<0.1
<i>Ephemerella ignita</i>	63	2.13	0	8	0.8
<i>Habrophlebia fusca</i>	69	1.25	0	4	0.5
Heteroptera	6	0.06	0	1	<0.1
Corixidae Gen. sp.	6	0.06	0	1	<0.1
Odonata	100	5.31	1	16	2.1
<i>Calopteryx splendens</i>	38	0.56	0	2	0.2
<i>Enallagma cyathigerum</i>	100	4.75	1	16	1.9
<i>Sympetrum</i> sp. (*)	0	0	0	0	0
Plecoptera	53	1.03	0	3	0.4
<i>Leuctra</i> sp.	53	1.03	0	3	0.4
Trichoptera	100	4.88	2	9	1.9
<i>Hydropsyche</i> sp.	16	0.16	0	1	0.1
Leptoceridae Gen. sp.	66	1.44	0	5	0.6
Limnephilidae Gen. sp.	78	1.59	0	7	0.6
Polycentropodidae Gen. sp.	25	0.34	0	3	0.1
<i>Rhyacophila</i> sp.	9	0.09	0	1	<0.1
Sericostomatidae Gen. sp.	59	1.25	0	4	0.5

(*) Taxon wurde nur in den FGMÖ mit Ivermectin gefunden

Stamm	Klasse	Ordnung	Familie	Taxon	sM 1	sM 2	sM 3
Annelida	Clitellata	Hirudinea	Glossiphoniidae	<i>Helobdella stagnalis</i>	x	x	x
Annelida	Clitellata	Hirudinea	Haemopidae	<i>Haemopsis sanguisuga</i>	x	x	x
Annelida	Clitellata	Oligochaeta	Lumbriculidae	<i>Lumbriculus variegatus</i>	x	x	x
Annelida	Clitellata	Oligochaeta	Naididae	Naididae Gen. sp.		x	x
Annelida	Clitellata	Oligochaeta	Tubificidae	<i>Tubifex</i> sp.	x	x	x
Arthropoda	Arachnida	Acari	Hydrachnidiae	Hydrachnidiae Gen. sp.	x	x	x
Arthropoda	Crustacea	Isopoda	Asellidae	<i>Asellus aquaticus</i>	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Coleoptera	n. b.	Coleoptera Gen. sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Diptera	Ceratopogonidae	Ceratopogonidae Gen. sp.		x	
Arthropoda	Insecta	Diptera	Chaoboridae	<i>Chaoborus</i> sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Diptera	Chironomidae	Chironomidae Gen. sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Diptera	Chironomidae	Tanytopodinae Gen. sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Diptera	Culicidae	Anopheles sp.	x		
Arthropoda	Insecta	Ephemeroptera	Baetidae	<i>Cloeon</i> sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Ephemeroptera	Caenidae	<i>Caenis</i> sp.	x		x
Arthropoda	Insecta	Heteroptera	Corixidae	Corixidae Gen. sp.		x	x
Arthropoda	Insecta	Heteroptera	Gerridae	<i>Gerris</i> sp.	x		x
Arthropoda	Insecta	Heteroptera	Notonectidae	<i>Notonecta glauca</i>	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Heteroptera	Pleidae	<i>Plea leachi</i>		x	x
Arthropoda	Insecta	Lepidoptera	Crambidae	<i>Elophila nymphaeata</i>		x	
Arthropoda	Insecta	Odonata	Aeshnidae	Aeshnidae Gen. sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Odonata	Coenagrionidae	Coenagrionidae Gen. sp.	x	x	
Arthropoda	Insecta	Odonata	Libellulidae	<i>Crocothemis erythraea</i>	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Odonata	Lestidae	Lestidae Gen. sp.	x		x
Arthropoda	Insecta	Trichoptera	Leptoceridae	Leptoceridae Gen. sp.	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Trichoptera	Phryganeidae	<i>Phryganea grandis</i>	x	x	x
Arthropoda	Insecta	Trichoptera	Polycentropodidae	Polycentropodidae Gen. sp.	x	x	x
Cnidaria	Hydrozoa	Hydroidaea	Hydridae	<i>Hydra</i> sp.	x	x	
Mollusca	Bivalvia	Veneroida	Sphaeriidae	<i>Musculium lacustre</i>	x	x	x
Mollusca	Gastropoda	Basommatomorpha	Lymnaeidae	<i>Lymnaea stagnalis</i>	x	x	x
Mollusca	Gastropoda	Basommatomorpha	Lymnaeidae	<i>Radix ovata</i>	x	x	x
Mollusca	Gastropoda	Pulmonata	Planorbidae	<i>Planorbis planorbis</i>	x	x	x
Plathelminthes	Turbellaria	Seriata	Dugesidae	<i>Dugesia</i> sp.	x	x	x

n.b. = nicht bestimmt

sM = statischer Mesokosmos

Minimum Detectable Difference (MDD)
FGMÖ Testdurchlauf I-III: Makrozoobenthos

Testdurchlauf I (destruktive Auswertung)

Makrozoobenthos	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	7	14	21	28	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	24.6	11.0	27.8	38.3	4	4	4	4	✓
Klasse									
Bivalvia	110.3	79.9	70.6	106.4	2	2	0	0	✗
Clitellata	38.0	58.6	67.6	48.5	4	4	4	2	✓
Crustacea	43.6	28.4	30.3	50.4	4	4	4	3	✓
Gastropoda	63.5	39.8	65.4	74.4	4	4	3	1	✓
Insecta	56.1	35.5	26.6	35.4	4	4	4	3	✓
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:									4
Ordnung									
Amphipoda	79.4	65.6	78.3	73.8	4	4	1	0	✓
Basommatophora	77.8	52.3	191.7	104.6	2	2	1	0	✗
Coleoptera			110.3	249.6	0	0	0	0	✗
Diptera	56.2	38.0	25.5	35.9	4	4	4	3	✓
Ephemeroptera	80.3	61.5	80.3	90.4	4	3	1	0	✓
Hirudinea	47.5	73.6	61.0	66.1	4	4	3	1	✓
Isopoda	32.9	26.2	40.2	54.5	4	4	4	3	✓
Megaloptera	154.3	106.8	106.8	29.9	1	1	1	1	✗
Odonata	154.3				0	0	0	0	✗
Oligochaeta	63.8	64.3	91.3	32.0	4	3	3	1	✓
Plecoptera	139.6	38.7	106.5	77.3	2	2	1	1	✗
Pulmonata	65.5	66.7	38.7	110.3	3	3	3	1	✓
Trichoptera	90.2	72.5	80.4	38.4	4	3	1	1	✓
Veneroida	110.3	79.9	70.6	106.4	2	2	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:									8
Taxon									
<i>Atherix ibis</i>				150.5	0	0	0	0	✗
Diptera Gen. sp. pupa			249.6		0	0	0	0	✗
<i>Ancyclus fluviatilis</i>			222.9		0	0	0	0	✗
<i>Asellus aquaticus</i>	32.9	26.2	40.2	54.5	4	4	4	3	✓
<i>Bathynomphalus contortus</i>	65.5	66.7	33.3	110.3	3	3	3	1	✓
<i>Calopteryx splendens</i>					0	0	0	0	✗
Chaetopterygini / Stenophylacini	103.9	150.5	89.0	70.6	2	2	0	0	✗
Chironominae Gen. sp.	56.3	34.8	28.9	36.7	4	4	4	3	✓
Coleoptera Gen. sp.			110.3	249.6	0	0	0	0	✗
<i>Enallagma cyathigerum</i>	154.3				0	0	0	0	✗
<i>Ephemera danica</i>	102.8	85.7	139.6	106.9	1	1	0	0	✗
<i>Ephemera vulgata</i>	139.6				0	0	0	0	✗
<i>Ephemerella ignita</i>			108.7	222.9	0	0	0	0	✗
<i>Erpobdella octoculata</i>	56.7	79.1	76.3	83.7	4	4	1	0	✓
<i>Gammarus pulex</i>	64.8	63.9	83.9	73.6	4	4	2	0	✓
<i>Gammarus roeseli</i>	101.4	129.0	88.4	112.7	1	1	0	0	✗
<i>Habrophlebia fusca</i>	38.7	46.1	150.5	154.3	2	2	2	2	✓
<i>Helobdella stagnalis</i>	84.7	66.2	55.1	72.1	4	4	2	0	✓
<i>Hydropsyche bulbifera</i>				249.6	0	0	0	0	✗
<i>Hydropsyche siltalai</i>	110.3		249.6	249.6	0	0	0	0	✗
<i>Leuctra</i> sp.	139.6	38.7	106.5	77.3	2	2	1	1	✗
Limnephilini Gen. sp.	106.5	88.2	119.9	74.4	2	2	0	0	✗
Oligochaeta Gen. sp.	63.8	64.3	91.3	32.0	4	3	3	1	✓
Orthoclaadiinae Gen. sp.	65.7	64.2	27.7	38.8	4	4	4	2	✓
<i>Pisidium</i> sp.	110.3	79.9	70.6	106.4	2	2	0	0	✗
<i>Plectrocnemia</i> sp.				249.6	0	0	0	0	✗
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	108.7	137.9	154.3	114.0	0	0	0	0	✗
<i>Radix</i> sp.	77.8	52.3	191.7	104.6	2	2	1	0	✗
<i>Rhyacophila</i> sp.	249.6				0	0	0	0	✗
<i>Sericostoma personatum/flavicorne</i>				249.6	0	0	0	0	✗
<i>Sialis lutaria</i>	154.3	106.8	106.8	29.9	1	1	1	1	✗
Simuliidae Gen. sp.				154.3	0	0	0	0	✗
Tanypodinae Gen. sp.	113.5	56.7	85.5	108.7	2	2	1	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:									9

Testdurchlauf II (destruktive Auswertung)

Makrozoobenthos	Tage nach Studienbeginn						Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen					Check
	7	14	21	28	35	42	<100%	<90%	<70%	<50%		
Gesamtabundanz	39.7	22.6	24.3	18.7	22.3	18.7	6	6	6	6	✓	
Klasse												
Bivalvia			249.6				0	0	0	0	✗	
Clitellata	22.2	37.2	44.6	24.0	24.4	15.4	6	6	6	6	✓	
Crustacea	53.6	29.3	36.5	31.2	36.9	39.2	6	6	6	5	✓	
Gastropoda	69.3	107.8	105.3	136.0	110.2	111.6	1	1	1	0	✗	
Insecta	38.4	23.1	28.1	19.8	17.6	48.3	6	6	6	6	✓	
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:											3	
Ordnung												
Amphipoda	72.9	71.9	78.3	83.8	82.4	83.1	6	6	0	0	✓	
Basommatophora	154.3	110.3	105.3	139.6	108.7	137.9	0	0	0	0	✗	
Coleoptera	108.7	142.4	148.8	110.3	148.8	111.6	0	0	0	0	✗	
Diptera	45.9	28.3	33.0	47.1	29.4	70.1	6	6	5	5	✓	
Ephemeroptera	48.1	68.4	37.6	52.3	46.4	13.0	6	6	6	4	✓	
Heteroptera	154.3	249.6	249.6	249.6			0	0	0	0	✗	
Hirudinea	21.5	36.7	44.6	23.7	24.4	15.4	6	6	6	6	✓	
Isopoda	50.3	33.0	26.1	25.9	25.0	31.6	6	6	6	5	✓	
Megaloptera	110.2	53.9	40.0	110.9	76.9	78.0	4	4	2	1	✓	
Odonata	88.4	86.1	80.3	85.5	67.7	57.2	6	6	2	0	✓	
Oligochaeta	249.6	249.6		154.3			0	0	0	0	✗	
Plecoptera	87.1	110.3		249.6			1	1	0	0	✗	
Pulmonata	148.8	147.3		249.6	249.6	249.6	0	0	0	0	✗	
Trichoptera	45.8	20.8	21.6	32.3	35.9	49.2	6	6	6	6	✓	
Veneroida			249.6				0	0	0	0	✗	
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:											8	
Taxon												
<i>Anisus spirorbis</i>	150.5	249.6				249.6	0	0	0	0	✗	
<i>Asellus aquaticus</i>	50.3	33.0	26.1	25.9	25.0	31.6	6	6	6	5	✓	
<i>Atherix ibis</i>	249.6	108.7	249.6	222.9	142.4	249.6	0	0	0	0	✗	
<i>Baetis</i> sp.	249.6			154.3	150.5	110.9	0	0	0	0	✗	
<i>Bathymphalus contortus</i>		154.3		249.6			0	0	0	0	✗	
<i>Calopteryx splendens</i>	111.6	208.3	150.5	148.8	108.7	114.1	0	0	0	0	✗	
Chaetopterygini / Stenophylacini	78.7	42.9	81.8	74.1	57.5	35.0	6	6	3	2	✓	
Chironomidae Gen. sp. pupa	72.7	32.3	106.4	110.2	150.5	106.8	2	2	1	1	✗	
Chironomini Gen. sp.	47.5	31.5	62.7	49.1	30.0	72.3	6	6	5	4	✓	
<i>Cloeon</i> sp.	249.6				249.6		0	0	0	0	✗	
Corixidae Gen. sp.	154.3	249.6	249.6	249.6			0	0	0	0	✗	
<i>Elmis</i> sp.	108.7	142.4	148.8	249.6	148.8	222.9	0	0	0	0	✗	
<i>Enallagma cyathigerum</i>	249.6	142.4	114.0	154.3	148.8	142.4	0	0	0	0	✗	
<i>Ephemera danica</i>	68.6	69.8	43.4	55.3	48.4	44.7	6	6	6	3	✓	
<i>Ephemerella ignita</i>	222.9						0	0	0	0	✗	
Ephemeroptera Gen. sp.					249.6	150.5	0	0	0	0	✗	
<i>Erpobdella octoculata</i>	27.4	37.1	43.6	26.3	27.7	13.6	6	6	6	6	✓	
<i>Galba truncata</i>	249.6						0	0	0	0	✗	
<i>Gammarus pulex</i>	66.3	48.8	71.6	76.7	88.5	105.2	5	5	2	1	✓	
<i>Gammarus roeseli</i>	76.5	82.9	81.8	87.7	81.5	81.2	6	6	0	0	✓	
<i>Gyraulus</i> sp.		249.6					0	0	0	0	✗	
<i>Habrophlebia fusca</i>	105.3	150.5	154.3	150.5	150.5		0	0	0	0	✗	
<i>Helobdella stagnalis</i>	47.0	43.8	59.8	34.2	44.4	34.2	6	6	6	5	✓	
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	249.6						0	0	0	0	✗	
<i>Hydropsyche siltalai</i>	249.6						0	0	0	0	✗	
<i>Leuctra</i> sp.	87.1	110.3		249.6			1	1	0	0	✗	
Limnephilini Gen. sp.	45.4	39.6	47.2	33.2	45.1	66.3	6	6	6	5	✓	
<i>Limnius</i> sp.						249.6	0	0	0	0	✗	
<i>Limnophora</i> sp.	154.3						0	0	0	0	✗	
<i>Lymnaea stagnalis</i>	249.6	154.3	150.5	154.3	150.5	222.9	0	0	0	0	✗	
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>			249.6	249.6	208.3	110.7	0	0	0	0	✗	
Oligochaeta Gen. sp.	249.6	249.6		154.3			0	0	0	0	✗	
Orthoclaadiinae Gen. sp.	48.1	90.9	85.2	38.8	49.4	33.3	6	5	4	4	✓	
<i>Phryganea</i> sp.					249.6		0	0	0	0	✗	
<i>Pisidium</i> sp.							0	0	0	0	✗	
Planorbidae Gen. sp.	249.6	249.6			249.6		0	0	0	0	✗	
<i>Platambus maculatus</i>				150.5		110.3	0	0	0	0	✗	
<i>Platycnemis pennipes</i>	114.0	93.9	82.9	94.5	59.2	65.0	5	3	2	0	✓	
<i>Plectrocnemia</i> sp.					249.6		0	0	0	0	✗	

Fortsetzung Testdurchlauf II (destruktive Auswertung): Makrozoobenthos

Endpunkt	7	14	21	28	35	42	<100%	<90%	<70%	<50%	Check
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	38.7	105.0	110.9	63.5	16.2	63.9	4	4	4	2	✓
<i>Prodiamesa olivacea</i>	55.0	75.2	73.2	49.0	150.5	249.6	4	4	2	1	✓
<i>Radix ovata</i>		154.3	150.5	150.5	154.3	142.4	0	0	0	0	✗
<i>Sericostoma personatum/flavicorne</i>	249.6	154.3	0.0	49.4	114.0	62.6	3	3	3	2	✓
<i>Sialis lutaria</i>	110.2	53.9	40.0	110.9	76.9	78.0	4	4	2	1	✓
<i>Sphaerium corneum</i>			249.6				0	0	0	0	✗
Tanypodinae Gen. sp.	104.6	48.5	110.2	249.6	249.6		1	1	1	1	✗
Tanytarsini Gen. sp.	63.1	71.4	54.7	77.7	60.7	108.7	5	5	3	0	✓
<i>Tipula</i> sp.	249.6	249.6	150.5	222.9		154.3	0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:											16

Testdurchlauf III (destruktive Auswertung)

Makrozoobenthos	Tage nach Studienbeginn					Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen					Check
	6	12	25	40	54	<100%	<90%	<70%	<50%		
Gesamtabundanz	25.5	4.7	4.2	18.1	15.5	5	5	5	5	5	✓
Klasse											
Gordiidea			222.9		249.6	0	0	0	0	0	✗
Arachnida			249.6			0	0	0	0	0	✗
Bivalvia	87.3	52.8	52.4	69.3	82.5	5	5	3	0	0	✓
Clitellata	28.7	28.9	23.1	41.0	25.7	5	5	5	5	5	✓
Crustacea	33.2	26.0	26.0	15.6	29.0	5	5	5	5	5	✓
Gastropoda	24.3	94.0	49.1	51.8	81.1	5	4	3	2	2	✓
Hydrozoa	106.8				249.6	0	0	0	0	0	✗
Insecta	41.1	8.0	9.7	24.1	18.6	5	5	5	5	5	✓
Turbellaria	113.0	150.5	249.6		139.6	0	0	0	0	0	✗
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:											5
Ordnung											
Acari			249.6			0	0	0	0	0	✗
Amphipoda	32.9	51.6	74.4	63.8	65.6	5	5	4	1	1	✓
Basommatophora	111.3	112.2	108.6	110.7	114.0	0	0	0	0	0	✗
Coleoptera	86.5	50.7	86.9	24.9	89.9	5	5	2	1	1	✓
Diptera	52.3	21.3	27.2	26.4	25.5	5	5	5	4	4	✓
Ephemeroptera	37.0	41.1	54.4	44.5	61.5	5	5	5	3	3	✓
Gordiidae			222.9		249.6	0	0	0	0	0	✗
Hirudinea	38.2	43.2	24.8	48.6	38.8	5	5	5	5	5	✓
Hydroidea	106.8				249.6	0	0	0	0	0	✗
Isopoda	66.8	15.3	22.7	19.9	34.5	5	5	5	4	4	✓
Megaloptera		249.6		249.6		0	0	0	0	0	✗
Odonata	249.6	148.8	71.3	106.8	154.3	1	1	0	0	0	✗
Oligochaeta	86.0	61.7	20.8	70.6	44.8	5	5	3	2	2	✓
Plecoptera	43.1	42.3	38.2	54.9	50.2	5	5	5	3	3	✓
Pulmonata	18.1	106.6	49.4	104.8	74.4	3	3	2	2	2	✓
Seriata	113.0	150.5	249.6		139.6	0	0	0	0	0	✗
Trichoptera	51.7	38.0	17.3	34.7	24.5	5	5	5	4	4	✓
Veneroida	87.3	52.8	52.4	69.3	82.5	5	5	3	0	0	✓
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:											11
Taxon											
<i>Agapetus fuscipes</i>	249.6					0	0	0	0	0	✗
<i>Ancylus fluviatilis</i>	14.2	105.9	72.7	106.1	103.8	2	2	1	1	1	✗
<i>Antocha</i> sp.	249.6					0	0	0	0	0	✗
<i>Asellus aquaticus</i>	66.8	15.3	22.7	19.9	34.5	5	5	5	4	4	✓
<i>Atherix ibis</i>	44.8	222.9	106.8	154.3	116.3	1	1	1	1	1	✗
<i>Athripsodes albifrons</i>	249.6					0	0	0	0	0	✗
<i>Athripsodes bilineatus</i>			249.6			0	0	0	0	0	✗
<i>Athripsodes</i> sp.	249.6					0	0	0	0	0	✗
<i>Baetis fuscatus</i>		249.6				0	0	0	0	0	✗
<i>Bathymphalus contortus</i>				249.6		0	0	0	0	0	✗
<i>Bezzia</i> sp.		150.5	154.3	249.6	154.3	0	0	0	0	0	✗
<i>Caenis luctuosa</i>		222.9	145.9	249.6		0	0	0	0	0	✗
<i>Calopteryx splendens</i>		222.9	150.5			0	0	0	0	0	✗
<i>Centroptilum luteolum</i>	222.9					0	0	0	0	0	✗
<i>Chaetogaster</i> sp.	249.6	154.3				0	0	0	0	0	✗
Chaetopterygini / Stenophylacini	43.4	36.4	19.1	58.5	28.8	5	5	5	4	4	✓
Chironomidae Gen. sp. pupa	222.9	110.3	110.3	148.8	106.8	0	0	0	0	0	✗
Chironomini Gen. sp.	77.9	106.5	74.5	63.6	33.6	4	4	2	1	1	✓

Fortsetzung Testdurchlauf III (destruktive Auswertung): Makrozoobenthos

<i>Dugesia gonocephala</i>	112.8	150.5	249.6		139.6	0	0	0	0	×
<i>Dugesia lugubris</i>	249.6					0	0	0	0	×
<i>Eiseniella tetraedra</i>	110.2	116.3	110.3	154.3	154.3	0	0	0	0	×
<i>Elmis</i> sp.	110.3	108.7	106.8	249.6	154.3	0	0	0	0	×
<i>Enallagma cyathigerum</i>		249.6	249.6			0	0	0	0	×
<i>Ephemera danica</i>	110.2	71.3	150.5		249.6	1	1	0	0	×
<i>Ephemerella ignita</i>	24.4	83.8	73.6	57.4	84.9	5	5	2	1	✓
<i>Erpobdella octoculata</i>	46.0	47.7	24.4	55.8	35.5	5	5	5	4	✓
<i>Galba truncatula</i>			249.6			0	0	0	0	×
<i>Gammarus pulex</i>	27.2	62.3	72.3	110.3	110.2	3	3	2	1	×
<i>Gammarus roeseli</i>	37.1	52.6	82.9	75.3	60.2	5	5	3	1	✓
<i>Glossiphonia complanata</i>	249.6					0	0	0	0	×
<i>Glossiphonia heteroclita</i>	60.2	17.2	66.0	52.3	105.0	4	4	4	1	✓
<i>Glossosoma</i> sp.		249.6				0	0	0	0	×
<i>Gordius</i> sp.			222.9		249.6	0	0	0	0	×
<i>Gyraulus albus</i>	154.3	249.6	249.6	249.6		0	0	0	0	×
<i>Gyraulus</i> sp.	154.3					0	0	0	0	×
<i>Gyrinus</i> sp.	222.9					0	0	0	0	×
<i>Habrophlebia fusca</i>	30.6	57.6	71.8	38.7	29.9	5	5	4	3	✓
<i>Helobdella stagnalis</i>	222.9	142.4	110.3	55.8	249.6	1	1	1	0	×
<i>Hydra</i> sp.	106.8				249.6	0	0	0	0	×
Hydrachnidae Gen. sp.			249.6			0	0	0	0	×
Hydroporinae Gen. sp.		249.6				0	0	0	0	×
<i>Hydropsyche bulbifera</i>	249.6					0	0	0	0	×
<i>Hydropsyche instabilis</i>	134.0					0	0	0	0	×
<i>Hydropsyche siltalai</i>	80.3	81.2	154.3	148.8	106.8	2	2	0	0	×
<i>Isoperla grammatica</i>	249.6					0	0	0	0	×
Laccophilinae Gen. sp.			249.6			0	0	0	0	×
<i>Lasiocephala basalis</i>	78.4	33.4	49.6	51.0	36.9	5	5	4	3	✓
<i>Lepidostoma hirtum</i>	85.6	50.7	81.9	56.3	71.5	5	5	2	0	✓
<i>Leuctra geniculata</i>	42.1	40.8	36.4	58.3	59.7	5	5	5	3	✓
<i>Leuctra nigra</i>	68.9	56.3	46.0	48.1	49.0	5	5	5	3	✓
Limnephilini Gen. sp.	45.8	82.2	80.6	74.3	13.8	5	5	2	2	✓
<i>Limnius</i> sp.	90.4	59.2	102.8	32.5	90.4	4	2	2	1	×
<i>Lumbriculus variegatus</i>	148.8	249.6	65.5	154.3	249.6	1	1	1	0	×
<i>Lymnaea stagnalis</i>	249.6		249.6	249.6	249.6	0	0	0	0	×
<i>Lype reducta</i>		110.3			106.8	0	0	0	0	×
<i>Mystacides longicornis/nigra</i>	154.3	150.5	222.9			0	0	0	0	×
<i>Myxas glutinosa</i>	110.3	208.3				0	0	0	0	×
Naididae Gen. sp.	154.3					0	0	0	0	×
<i>Nemoura</i> sp.	249.6				249.6	0	0	0	0	×
Orthoclaadiinae Gen. sp.	74.5	139.6	66.7	21.4	22.8	4	4	3	2	✓
<i>Pisidium</i> sp.	249.6		69.3	249.6		1	1	1	0	×
<i>Planorbis planorbis</i>	110.3	150.5			249.6	0	0	0	0	×
<i>Platycnemis pennipes</i>	249.6	249.6	110.3	106.8	154.3	0	0	0	0	×
<i>Polycentropus flavomaculatus</i>	23.5	68.7	69.6	41.6	48.9	5	5	5	3	✓
<i>Prodiamesa olivacea</i>	222.9	132.7	105.4	80.8	39.8	2	2	1	1	×
<i>Psychoda</i> sp.					249.6	0	0	0	0	×
<i>Radix ovata</i>	112.7	112.2	112.7	110.1	110.3	0	0	0	0	×
<i>Rhyacophila sensu stricto</i>	150.5	249.6				0	0	0	0	×
<i>Rhyacophila</i> sp.	249.6					0	0	0	0	×
<i>Sericostoma personatum/flavicorne</i>	145.9		139.6			0	0	0	0	×
<i>Sialis lutaria</i>		249.6		249.6		0	0	0	0	×
<i>Sphaerium corneum</i>	87.0	52.8	80.8	114.0	82.5	4	4	1	0	✓
Tanypodinae Gen. sp.	49.8	48.4	74.8	88.4	37.5	5	5	3	3	✓
Tanytarsini Gen. sp.	70.0	27.4	28.4	23.0	35.3	5	5	5	4	✓
<i>Tipula</i> sp.		249.6	249.6			0	0	0	0	×
<i>Tubifex</i> sp.	198.7	55.8	72.7	65.5	33.5	4	4	3	1	✓

Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1: 19

Testdurchlauf III (nicht destruktive Auswertung)

Makrozoobenthos	Tage nach Studienbeginn					Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	6	12	25	40	55	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	13.0	22.4	20.1	11.0	22.1	5	5	5	5	✓
Klasse										
Arachnida	65.4	28.6	103.4	52.3	66.7	4	4	4	1	✓
Clitellata	28.9	35.9	40.0	43.2	27.4	5	5	5	5	✓
Crustacea	38.8	25.4	35.0	28.1	14.3	5	5	5	5	✓
Gastropoda	105.9	147.3	249.6	154.3	150.5	0	0	0	0	✗
Insecta	13.5	19.2	17.6	6.0	27.2	5	5	5	5	✓
Turbellaria	44.4	64.0	27.7	18.4	49.8	5	5	5	4	✓
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:										5
Ordnung										
Acari	65.4	28.6	103.4	52.3	66.7	4	4	4	1	✓
Amphipoda	42.7	18.0	40.9	52.2	35.8	5	5	5	4	✓
Basommatophora	249.6	148.8	249.6	154.3	222.9	0	0	0	0	✗
Coleoptera	110.3	110.3	67.0	28.4	222.9	2	2	2	1	✗
Diptera	13.0	32.0	22.9	10.0	38.9	5	5	5	5	✓
Ephemeroptera	48.2	36.4	42.1	27.6	56.4	5	5	5	4	✓
Hirudinea	54.1	74.5	61.5	27.6	24.7	5	5	4	2	✓
Isopoda	38.5	47.3	26.4	27.7	16.9	5	5	5	5	✓
Megaloptera		222.9				0	0	0	0	✗
Odonata	72.1	42.5	70.2	222.9	110.3	3	3	1	1	✗
Oligochaeta	60.2	54.6	61.7	91.7	110.3	4	3	3	0	✓
Plecoptera	75.3	49.7	49.7	60.2	81.2	5	5	3	2	✓
Pulmonata	106.8	249.6			249.6	0	0	0	0	✗
Seriata	44.4	64.0	27.7	18.4	49.8	5	5	5	4	✓
Trichoptera	10.8	32.4	23.9	19.4	9.1	5	5	5	5	✓
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:										10
Taxon										
<i>Ancyclus fluviatilis</i>	154.3					0	0	0	0	✗
Anisoptera Gen. sp.			249.6			0	0	0	0	✗
<i>Asellus aquaticus</i>	38.5	47.3	26.4	27.7	16.9	5	5	5	5	✓
<i>Atherix ibis</i>			222.9			0	0	0	0	✗
<i>Calopteryx splendens</i>		249.6	249.6			0	0	0	0	✗
Ceratopogonidae Gen. sp.					249.6	0	0	0	0	✗
Chironomidae Gen. sp.	14.6	32.0	31.7	10.0	38.0	5	5	5	5	✓
Coenagrionidae Gen. sp.	72.1	39.6	66.0	222.9	110.3	3	3	2	1	✗
<i>Dugesia</i> sp.	44.4	64.0	27.7	18.4	49.8	5	5	5	4	✓
Dytiscidae Gen. sp.	110.3	110.3	67.0	28.4	222.9	2	2	2	1	✗
<i>Eiseniella tetraedra</i>	150.5	154.3	105.8	118.8	249.6	0	0	0	0	✗
<i>Ephemera danica</i>		249.6				0	0	0	0	✗
Ephemeroptera Gen. sp.	148.8	0.0				1	1	1	1	✗
<i>Erpobdella octoculata</i>	52.4	70.6	56.4	24.7	38.7	5	5	4	2	✓
<i>Gammarus</i> sp.	42.7	18.0	40.9	52.2	35.8	5	5	5	4	✓
<i>Habrophlebia fusca</i>	41.7	36.2	42.1	27.6	56.4	5	5	5	4	✓
<i>Helobdella stagnalis</i>		249.6	110.2	52.3	46.1	2	2	2	1	✗
Hirudinea Gen. sp.	249.6				249.6	0	0	0	0	✗
Hydrachnidiae Gen. sp.	65.4	28.6	103.4	52.3	66.7	4	4	4	1	✓
<i>Hydropsyche</i> sp.	139.6	249.6			249.6	0	0	0	0	✗
Lepidostomatidae Gen. sp.	108.7	62.8	34.5	38.7	66.7	4	4	4	2	✓
Leptoceridae Gen. sp.	70.6	54.6	50.7	44.8	249.6	4	4	3	1	✓
<i>Leuctra</i> sp.	75.3	49.7	49.7	60.2	81.2	5	5	3	2	✓
Limnephilidae Gen. sp.	12.1	36.3	26.1	26.8	30.3	5	5	5	5	✓
<i>Lumbriculus variegatus</i>	52.3	150.5	150.5	249.6	150.5	1	1	1	0	✗
Lymnaeidae Gen. sp.	249.6	148.8	249.6	154.3	222.9	0	0	0	0	✗
<i>Phryganea</i> sp.	249.6		154.3	249.6	249.6	0	0	0	0	✗
Planorbidae Gen. sp.	110.2	249.6			249.6	0	0	0	0	✗
Polycentropodidae Gen. sp.	108.7	142.4	110.3	150.5	154.3	0	0	0	0	✗
<i>Rhyacophila</i> sp.				249.6		0	0	0	0	✗
<i>Sialis</i> sp.		222.9				0	0	0	0	✗
<i>Simuliidae</i> Gen. sp.			154.3			0	0	0	0	✗
<i>Tipula</i> sp.	249.6					0	0	0	0	✗
Trichoptera Gen. sp.				65.5	43.9	2	2	2	1	✗
<i>Tubifex</i> sp.		44.8	150.5			1	1	1	1	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:										11

Testdurchlauf I

Emergierende Insekten	Tage nach Studienbeginn					Anzahl MDDs in den Klassen				Check
	7	14	21	28	38	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz (Klasse)	23.2	21.5	12.7	8.4	13.4	5	5	5	5	✓
Ordnung										
Diptera	25.3	21.9	12.6	7.5	13.3	5	5	5	5	✓
Ephemeroptera	114.0	43.0	83.6	130.4	106.5	2	2	1	1	✗
Hymenoptera	249.6					0	0	0	0	✗
Trichoptera		154.3	106.8	136.0	77.3	1	1	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:										1
Taxon										
<i>Anopheles</i> sp.			110.3	145.9	111.0	0	0	0	0	✗
<i>Athripsodes</i> sp.				154.3	154.3	0	0	0	0	✗
<i>Baetis</i> sp.		110.3	110.1		142.4	0	0	0	0	✗
<i>Caenis</i> sp.	249.6					0	0	0	0	✗
Ceratopogonidae Gen. sp.				249.6		0	0	0	0	✗
<i>Chelipoda</i> sp.			249.6			0	0	0	0	✗
Chironominae Gen. sp.	26.7	20.3	13.0	7.9	8.6	5	5	5	5	✓
<i>Culex</i> sp.			106.8			0	0	0	0	✗
<i>Ephemerella ignita</i>	249.6		249.6			0	0	0	0	✗
Ephemeroptera Gen. sp.	249.6	69.3	106.8	142.4	142.4	1	1	1	0	✗
<i>Habrophlebia fusca</i>	222.9	150.5	111.2	139.6	142.4	0	0	0	0	✗
<i>Hydropsyche</i> sp.			249.6	249.6	249.6	0	0	0	0	✗
Ichneumonidae Gen. sp.	249.6					0	0	0	0	✗
<i>Lepidostoma</i> sp.				249.6		0	0	0	0	✗
Lepidostomatidae Gen. sp.			154.3		249.6	0	0	0	0	✗
Limnephilidae Gen. sp.				154.3	110.3	0	0	0	0	✗
Orthoclaadiinae Gen. sp.	108.7	249.6	150.5	249.6		0	0	0	0	✗
<i>Phryganea</i> sp.					222.9	0	0	0	0	✗
Psychodidae Gen. sp.				249.6		0	0	0	0	✗
Simuliidae Gen. sp.				31.7	73.9	2	2	1	1	✗
Tanypodinae Gen. sp.	222.9	72.6	72.3	52.1	53.1	4	4	2	0	✓
Trichoptera Gen. sp.		154.3			150.5	0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:										2

Testdurchlauf II

Emergierende Insekten	Tage nach Studienbeginn						Anzahl MDDs in den Klassen				Check
	8	15	22	29	36	43	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz (Klasse)	29.7	22.1	60.0	69.5	54.8	58.8	6	6	6	2	✓
Ordnung											
Diptera	29.1	21.1	60.8	75.0	85.7	68.9	6	6	4	2	✓
Ephemeroptera	85.0	110.9	127.8			222.9	1	1	0	0	✗
Plecoptera	222.9	65.5	154.3	62.8	136.0	249.6	2	2	2	0	✗
Trichoptera	111.6	150.5	0.0	110.7	70.4	61.3	3	3	2	1	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:											1
Taxon											
<i>Centroptilum luteolum</i>	110.2		249.6			249.6	0	0	0	0	✗
<i>Chelipoda</i> sp.						249.6	0	0	0	0	✗
Chironominae Gen. sp.	26.7	20.9	56.6	74.6	84.8	72.8	6	6	3	2	✓
<i>Cloeon dipterum</i>	134.8	134.0	139.6			249.6	0	0	0	0	✗
<i>Ephemerella ignita</i>	249.6	249.6					0	0	0	0	✗
Ephemeroptera Gen. sp.	110.3	111.8	139.6				0	0	0	0	✗
<i>Habrophlebia fusca</i>	222.9						0	0	0	0	✗
<i>Hydroptila</i> sp.					249.6		0	0	0	0	✗
<i>Leuctra geniculata</i>	222.9	106.8	154.3	150.5	249.6		0	0	0	0	✗
<i>Leuctra nigra</i>		110.3		57.6	139.6	249.6	1	1	1	0	✗
Limnephilidae Gen. sp.			249.6	110.1	73.9	60.1	2	2	1	0	✗
<i>Mystacides</i> sp.	249.6						0	0	0	0	✗
Orthoclaadiinae Gen. sp.	0.0	77.2	139.6	106.8	249.6	110.2	2	2	1	1	✗
<i>Phryganea grandis</i>	249.6						0	0	0	0	✗
<i>Polycentropus</i> sp.	114.0	150.5	106.8	249.6		249.6	0	0	0	0	✗
Prodiamesinae Gen. sp.	108.7	154.3	222.9	249.6	249.6		0	0	0	0	✗
Simuliidae Gen. sp.		249.6	249.6	249.6		139.6	0	0	0	0	✗
Tanypodinae Gen. sp.	88.1	57.2	105.0	111.6	111.6	222.9	2	2	1	0	✗
<i>Tipula</i> sp.	148.8		249.6				0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:											1

Testdurchlauf III

Emergierende Insekten	Tage nach Studienbeginn								Anzahl MDDs in den Klassen				Check
	Endpunkt								<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz (Klasse)	52.6	35.5	32.4	17.8	42.8	28.7	23.3	33.5	8	8	8	7	✓
Ordnung													
Diptera	52.6	28.6	34.8	18.9	45.7	29.0	24.9	35.8	8	8	8	7	✓
Ephemeroptera	154.3	65.5	54.1	68.9	108.6	222.9	105.9	110.3	3	3	3	0	✓
Hymenoptera	106.8	154.3	249.6						0	0	0	0	✗
Odonata					154.3	114.0	249.6	249.6	0	0	0	0	✗
Plecoptera	249.6	110.3							0	0	0	0	✗
Trichoptera	154.3	154.3	150.5	81.9	110.3	76.5	105.8	72.3	3	3	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:													2
Taxon													
<i>Agapetus</i> sp.				249.6					0	0	0	0	✗
<i>Athripsodes</i> sp.							249.6	154.3	0	0	0	0	✗
<i>Baetis</i> sp.		249.6							0	0	0	0	✗
Bibionidae sp.	249.6	249.6						249.6	0	0	0	0	✗
<i>Caenis</i> sp.				249.6					0	0	0	0	✗
<i>Calopteryx splendens</i>						208.3			0	0	0	0	✗
<i>Centroptilum luteolum</i>				249.6					0	0	0	0	✗
Ceratopogonidae Gen. sp.	49.0	154.3	154.3	249.6					1	1	1	1	✗
<i>Chironominae</i> sp.	50.8	39.7	41.8	40.9	50.8	29.1	24.7	40.4	8	8	8	6	✓
<i>Coenagrion puella</i>					249.6	249.6			0	0	0	0	✗
<i>Ecdyonurus</i> sp.		249.6							0	0	0	0	✗
Empididae Gen. sp.				249.6	222.9			249.6	0	0	0	0	✗
<i>Enallagma cyathigerum</i>					249.6	249.6	249.6	249.6	0	0	0	0	✗
<i>Ephemerella danica</i>			249.6	150.5				222.9	0	0	0	0	✗
<i>Ephemerella ignita</i>	249.6		71.3	71.3	198.7	249.6	105.8	110.3	2	2	0	0	✗
<i>Habrophlebia fusca</i>		49.0	65.5	112.7	105.3	249.6			2	2	2	1	✗
<i>Hydropsyche</i> sp.	249.6			249.6	249.6	154.3	154.3	150.5	0	0	0	0	✗
<i>Hydroptila</i> sp.	249.6			154.3	154.3	110.7	249.6	154.3	0	0	0	0	✗
Ichneumonidae Gen. sp.	106.8	154.3	249.6						0	0	0	0	✗
<i>Isoperla grammatica</i>	249.6	110.3							0	0	0	0	✗
Lepidostomatidae Gen. sp.						222.9	154.3	110.3	0	0	0	0	✗
Leptophlebiidae Gen. sp.				249.6					0	0	0	0	✗
Limnephilidae Gen. sp.		154.3	150.5	108.7		249.6			0	0	0	0	✗
<i>Lype</i> sp.					249.6				0	0	0	0	✗
<i>Mystacides nigra</i>								249.6	0	0	0	0	✗
Orthoclaadiinae Gen. sp.	74.5	61.1	5.6	26.3	39.4	37.9	32.6	47.3	8	8	7	6	✓
<i>Paraleptophlebia submarginata</i>	249.6		249.6						0	0	0	0	✗
<i>Polycentropus</i> sp.				249.6		249.6			0	0	0	0	✗
Prodiamesinae Gen. sp.				208.3		249.6	106.8	110.3	0	0	0	0	✗
Psychodidae Gen. sp.								249.6	0	0	0	0	✗
<i>Sericostoma</i> sp.						249.6			0	0	0	0	✗
Simuliidae Gen. sp.		249.6		154.3	106.6	112.2	110.3	82.2	1	1	0	0	✗
Tanypodinae Gen. sp.	249.6	108.7	112.7	33.6	80.6	33.3	79.9	50.8	5	5	3	2	✓
<i>Tipula</i> sp.				150.5					0	0	0	0	✗
Tipulidae Gen. sp.				249.6			249.6		0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:													3

Statischer Mesokosmos 1 (nicht destruktive Auswertung)

Makroinvertebraten	Tage nach Studienbeginn					Anzahl MDDs in den MDD-Klassen				Check
	14	23	37	51	61	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	31.6	18.2	20.8	26.8	49.2	5	5	5	5	✓
Klasse										
Arachnida	110.1	249.6	150.5	110.2	148.8	0	0	0	0	✗
Bivalvia	249.6	150.5	154.3	249.6	106.8	0	0	0	0	✗
Clitellata	53.3	71.8	87.8	96.0	110.1	4	3	1	0	✗
Crustacea	53.8	51.6	43.0	30.6	72.4	5	5	4	2	✓
Gastropoda	29.0	69.5	52.6	61.0	72.4	5	5	4	1	✓
Hydrozoa				249.6		0	0	0	0	✗
Insecta	24.2	32.4	55.0	58.6	30.3	5	5	5	3	✓
Turbellaria	38.4	22.5	12.4	39.9	49.8	5	5	5	5	✓
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:										4
Ordnung										
Acari	110.1	249.6	150.5	110.2	148.8	0	0	0	0	✗
Coleoptera	106.8				249.6	0	0	0	0	✗
Diptera	49.1	39.2	66.5	69.5	48.8	5	5	5	3	✓
Ephemeroptera	64.9	85.5	56.8	73.4	35.3	5	5	3	1	✓
Heteroptera	67.5	94.4	69.3	150.5	108.7	3	2	2	0	✗
Hirudinea	76.7	62.8	120.1	110.3	106.8	2	2	1	0	✗
Hydroidaea				249.6		0	0	0	0	✗
Isopoda	53.8	51.6	43.0	30.6	72.4	5	5	4	2	✓
Odonata	80.6	51.1	70.0	69.9	74.1	5	5	2	0	✓
Oligochaeta	110.3	95.5	143.6	115.3	142.4	1	0	0	0	✗
Pulmonata	29.0	69.5	52.6	61.0	72.4	5	5	4	1	✓
Seriata	38.4	22.5	12.4	39.9	49.8	5	5	5	5	✓
Trichoptera	33.7	57.5	34.7	110.2	249.6	3	3	3	2	✓
Veneroida	249.6	150.5	154.3	249.6	106.8	0	0	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:										7
Taxon										
Aeshnidae Gen. sp.	105.8	249.6	150.5	148.8	222.9	0	0	0	0	✗
Anopheles sp.				249.6	150.5	0	0	0	0	✗
Asellus aquaticus	53.8	51.6	43.0	30.6	72.4	5	5	4	2	✓
Chaoborus sp.	55.6	50.4	73.6	71.8	52.6	5	5	3	0	✓
Chironomidae Gen. sp.	111.6	111.3	249.6	110.3	150.5	0	0	0	0	✗
Cloeon sp.	64.9	85.5	56.8	73.4	35.3	5	5	3	1	✓
Coenagrionidae Gen. sp.	78.3	54.3	78.0	110.1	62.8	4	4	2	0	✓
Coleoptera Gen. sp.	106.8				249.6	0	0	0	0	✗
Crocothemis erythraea	249.6	110.2	249.6			0	0	0	0	✗
Dugesia sp.	38.4	22.5	12.4	39.9	49.8	5	5	5	5	✓
Gerris sp.					249.6	0	0	0	0	✗
Haemopsis sanguisuga	150.5	150.5		249.6	249.6	0	0	0	0	✗
Helobdella stagnalis	111.3	70.6	120.1	106.8	154.3	1	1	0	0	✗
Hydra sp.				249.6		0	0	0	0	✗
Hydrachnidae Gen. sp.	110.1	249.6	150.5	110.2	148.8	0	0	0	0	✗
Leptoceridae Gen. sp.	53.7	60.2	68.7	114.0		3	3	3	0	✓
Lestidae Gen. sp.	154.3					0	0	0	0	✗
Lumbriculus variegatus	150.5	97.6	143.6	120.4	142.4	1	0	0	0	✗
Lymnaea stagnalis	222.9	154.3	108.7	137.9	150.5	0	0	0	0	✗
Lymnaeidae Gen. sp.			154.3	208.3	143.6	0	0	0	0	✗
Musculium lacustre	249.6	150.5	154.3	249.6	106.8	0	0	0	0	✗
Notonecta glauca	67.5	94.4	69.3	150.5	142.4	3	2	2	0	✗
Phryganea grandis	154.3	222.9	150.5	249.6	249.6	0	0	0	0	✗
Planorbis planorbis	35.4	74.8	62.3	65.9	55.8	5	5	4	1	✓
Polycentropodidae Gen. sp.	132.7					0	0	0	0	✗
Radix ovata	154.3	249.6	150.5	249.6	208.3	0	0	0	0	✗
Tanypodinae Gen. sp.	136.0	82.5	111.5	108.7	150.5	1	1	0	0	✗
Tubifex sp.	249.6	249.6		249.6		0	0	0	0	✗
Zygoptera Gen. sp.			112.2	106.6	222.9	0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:										7

Statischer Mesokosmos 2 (nicht destruktive Auswertung)

Endpunkt	Tage nach Studienbeginn					Anzahl MDDs in den MDD-Klassen				Check
	12	18	27	41	62	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	59.7	62.9	31.2	45.5	46.6	5	5	5	3	✓
Klasse										
Arachnida	249.6	249.6		106.8	154.3	0	0	0	0	✗
Bivalvia	154.3	154.3	249.6	222.9		0	0	0	0	✗
Clitellata	88.7	112.7	59.9	109.7	68.5	3	3	2	0	✗
Crustacea	96.2	64.0	54.0	54.7	38.0	5	4	4	1	✓
Gastropoda	34.8	48.0	39.5	61.3	67.6	5	5	5	3	✓
Insecta	58.4	72.6	41.6	47.8	57.9	5	5	4	2	✓
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:										3
Ordnung										
Acari	249.6	249.6		106.8	154.3	0	0	0	0	✗
Diptera	61.6	76.6	43.8	52.1	61.0	5	5	4	1	✓
Ephemeroptera	74.5	85.0	72.5	103.6	44.4	4	4	1	1	✓
Heteroptera	66.7	119.4	104.4	55.8	249.6	2	2	2	0	✗
Hirudinea	87.4	110.3	137.9	143.6	52.3	2	2	1	0	✗
Isopoda	96.2	64.0	54.0	54.7	38.0	5	4	4	1	✓
Lepidoptera	249.6					0	0	0	0	✗
Odonata	54.7	67.0	77.5	55.3	63.8	5	5	4	0	✓
Oligochaeta	111.6	148.8	79.0	112.2	103.4	1	1	0	0	✗
Pulmonata	34.8	48.0	39.5	61.3	67.6	5	5	5	3	✓
Seriata	110.8	81.7	49.7	104.8	139.6	2	2	1	1	✗
Trichoptera	66.7	116.3	107.0	85.6	44.8	3	3	2	1	✗
Veneroida	154.3	154.3	249.6	222.9		0	0	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:										5
Taxon										
Aeshnidae Gen. Sp.	142.6	130.4	132.7	105.8	105.3	0	0	0	0	✗
<i>Asellus aquaticus</i>	96.2	64.0	54.0	54.7	38.0	5	4	4	1	✓
<i>Bezzia</i> sp.	249.6			249.6		0	0	0	0	✗
<i>Caenis</i> sp.			249.6			0	0	0	0	✗
Chironomidae Gen. Sp.	130.8	114.0	249.6	208.3	222.9	0	0	0	0	✗
<i>Chaoborus</i> sp.	65.1	77.4	43.5	52.3	61.9	5	5	4	1	✓
<i>Cloeon</i> sp.	74.5	85.0	72.2	103.6	44.4	4	4	1	1	✓
Coenagrionidae Gen. Sp.	39.1	72.5	74.1	78.2	61.7	5	5	2	1	✓
Coleoptera Gen. Sp.			249.6	249.6		0	0	0	0	✗
Corixidae Gen. Sp.		249.6	154.3			0	0	0	0	✗
<i>Crocothemis erythraea</i>	249.6	249.6	116.3	249.6		0	0	0	0	✗
<i>Dugesia</i> sp.	110.8	81.7	49.7	104.8	139.6	2	2	1	1	✗
<i>Elophila nymphaeata</i>	249.6					0	0	0	0	✗
<i>Haemopsis sanguisuga</i>	104.5	106.8	137.9	186.3	52.3	1	1	1	0	✗
<i>Helobdella stagnalis</i>	106.8	249.6		154.3		0	0	0	0	✗
Hydrachnidae Gen. Sp.	249.6	249.6		106.8	154.3	0	0	0	0	✗
Leptoceridae Gen. Sp.	154.3					0	0	0	0	✗
<i>Lumbriculus variegatus</i>		222.9	114.9	140.8	145.9	0	0	0	0	✗
<i>Lymnaea stagnalis</i>	37.0	39.0	42.3	52.7	56.3	5	5	5	3	✓
Lymnaeidae Gen. Sp.			208.3		115.2	0	0	0	0	✗
<i>Musculium lacustre</i>	154.3	154.3	249.6	222.9		0	0	0	0	✗
Naididae Gen. Sp.	249.6	154.3	110.2	139.6	106.4	0	0	0	0	✗
<i>Notonecta glauca</i>	55.8	143.6	136.0	52.3	249.6	2	2	2	0	✗
<i>Phryganea grandis</i>	65.5	147.3	107.0	77.2	44.8	3	3	2	1	✗
<i>Planorbis planorbis</i>	65.5	81.2	148.8	208.3	222.9	2	2	1	0	✗
<i>Plea leachi</i>	154.3		208.3	154.3		0	0	0	0	✗
Polycentropodidae Gen. Sp.	249.6	249.6		222.9		0	0	0	0	✗
<i>Radix ovata</i>	150.5	249.6	106.8	208.3	249.6	0	0	0	0	✗
Tanypodinae Gen. Sp.	65.5	150.5	208.3		56.0	2	2	2	0	✗
<i>Tubifex</i> sp.	110.2		80.3	150.5		1	1	0	0	✗
Zygoptera Gen. Sp.			106.4			0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:										5

statischer Mesokosmos 3 (nicht destruktive Auswertung)

Makroinvertebraten	Tage nach Studienbeginn					Anzahl MDDs in den MDD-Klassen				Check
	14	24	31	45	62	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	25.2	34.0	9.4	25.8	13.2	5	5	5	5	✓
Klasse										
Arachnida	66.7	114.0	55.8	49.0	150.5	3	3	3	1	✓
Bivalvia	249.6		249.6	249.6		0	0	0	0	✗
Clitellata	34.7	81.2	54.1	34.9	62.8	5	5	4	2	✓
Crustacea	39.0	38.4	29.4	19.6	37.1	5	5	5	5	✓
Gastropoda	71.3	83.3	88.9	20.6	124.1	4	4	1	1	✓
Insecta	31.5	35.3	33.1	43.5	45.5	5	5	5	5	✓
Turbellaria	75.4	77.3	53.2	45.5	20.5	5	5	3	2	✓
Anzahl der Klassen in der MDD-Kategorie 1:										6
Ordnung										
Acari	66.7	114.0	55.8	49.0	150.5	3	3	3	1	✓
Coleoptera	150.5	106.8	110.3	249.6		0	0	0	0	✗
Diptera	39.9	35.2	40.2	47.2	44.2	5	5	5	5	✓
Ephemeroptera	66.0	57.2	52.1	110.8	76.6	4	4	3	0	✓
Heteroptera	104.6	108.6	32.3	55.8	105.9	2	2	2	1	✗
Hirudinea	29.9	33.3	104.0	69.9	84.1	4	4	3	2	✓
Isopoda	39.0	38.4	29.4	19.6	37.1	5	5	5	5	✓
Odonata	65.2	43.4	57.9	104.7	116.3	3	3	3	1	✓
Oligochaeta	55.2	84.3	84.8	53.4	63.3	5	5	3	0	✓
Pulmonata	71.3	83.3	88.9	20.6	124.1	4	4	1	1	✓
Seriata	75.4	77.3	53.2	45.5	20.5	5	5	3	2	✓
Trichoptera	73.9	72.3	113.0	110.7	118.8	2	2	0	0	✗
Veneroida	249.6		249.6	249.6		0	0	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen in der MDD-Kategorie 1:										9
Taxon										
Aeshnidae Gen. sp.	154.3	249.6				0	0	0	0	✗
Asellus aquaticus	39.0	38.4	29.4	19.6	37.1	5	5	5	5	✓
Caenis sp.		249.6				0	0	0	0	✗
Chaoborus sp.	39.7	36.0	40.3	48.6	44.6	5	5	5	5	✓
Chironomidae Gen. sp.		249.6		114.0	249.6	0	0	0	0	✗
Cloeon sp.	66.0	50.7	52.1	110.8	76.6	4	4	3	0	✓
Coenagrionidae Gen. sp.	70.3	44.0	54.2	104.7	114.0	3	3	2	1	✗
Coleoptera Gen. sp.	150.5	106.8	110.3	249.6		0	0	0	0	✗
Corixidae Gen. sp.				249.6		0	0	0	0	✗
Crocothemis erythraea		222.9				0	0	0	0	✗
Dugesia sp.	75.4	77.3	53.2	45.5	20.5	5	5	3	2	✓
Gerris sp.	249.6		249.6		249.6	0	0	0	0	✗
Haemopsis sanguisuga	108.7	154.3	145.9	222.9	249.6	0	0	0	0	✗
Helobdella stagnalis	148.8	55.8	104.1	66.2	80.8	3	3	2	0	✗
Hydrachnidae Gen. sp.	66.7	114.0	55.8	49.0	150.5	3	3	3	1	✓
Leptoceridae Gen. sp.	55.8	111.6	112.8	110.7	118.8	1	1	1	0	✗
Lumbriculus variegatus	55.2	84.3	84.8	63.4	63.3	5	5	3	0	✓
Lymnaea stagnalis		137.9	208.3	114.0	150.5	0	0	0	0	✗
Lymnaeidae Gen. sp.		150.5	77.2	114.0		1	1	0	0	✗
Musculium lacustre	249.6		249.6	249.6		0	0	0	0	✗
Notonecta glauca	104.5	108.6	36.9	55.8	110.2	2	2	2	1	✗
Phryganea grandis	145.9	249.6				0	0	0	0	✗
Planorbis planorbis	110.2	85.6	110.7	43.0	128.9	2	2	1	1	✗
Plea leachi					249.6	0	0	0	0	✗
Polycentropodidae Gen. sp.	114.6	106.8	249.6			0	0	0	0	✗
Radix ovata	154.3	249.6		249.6	222.9	0	0	0	0	✗
Tanyptodinae Gen. sp.	249.6	222.9	49.0	154.3		1	1	1	1	✗
Tubifex sp.				222.9		0	0	0	0	✗
Zygoptera Gen. sp.		110.7	154.3		249.6	0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa in der MDD-Kategorie 1:										6

Makrozoobenthos		Tage nach der Applikation							
Kat	Endpunkt	-2	5	12	27	38	48	54	69
1	Gesamtabundanz	≥50 (23)	≥50 (34)	≥50 (31)	10- (29)	≥50 (43)	≥50 (32)	≥50 (36)	≥50 (33)
Kat	Klasse								
1	Arachnida	≥50 (99)	≥50 (69)	≥50 (46)	≥50 (70)	≥50 (77)	≥50 (92)	≥50 (312)	≥50 (n.c.)
1	Clitellata	≥50 (60)	≥50 (45)	≥50 (38)	≥50 (37)	≥50 (42)	10- (39)	≥50 (46)	≥50 (63)
1	Crustacea	≥50 (33)	<10- (41)	≥50 (51)	10- (31)	≥50 (45)	≥50 (45)	≥50 (46)	≥50 (50)
1	Gastropoda	≥50 (30)	≥50 (60)	≥50 (75)	≥50 (59)	≥50 (66)	≥50 (42)	≥50 (66)	≥50 (156)
1	Insecta	≥50 (23)	≥50 (45)	≥50 (30)	≥50 (37)	≥50 (28)	≥50 (42)	10- (29)	≥50 (50)
1	Turbellaria	≥50 (52)	10- (29)	≥50 (50)	≥50 (41)	≥50 (59)	≥50 (57)	<10- (41)	≥50 (47)
3	Bivalvia	≥50 (181)	≥50 (294)	≥50 (294)			≥50 (206)		
3	Gordioidea			≥50 (265)		≥50 (n.c.)	≥50 (265)		
3	Hydrozoa			≥50 (181)					
	Ordnung								
1	Acari	≥50 (99)	≥50 (69)	≥50 (46)	≥50 (70)	≥50 (77)	≥50 (92)	≥50 (312)	≥50 (n.c.)
1	Amphipoda	≥50 (18)	<10- (33)	≥50 (51)	<10- (24)	≥50 (42)	≥50 (41)	≥50 (47)	≥50 (48)
1	Basommatophora	≥50 (36)	≥50 (56)	≥50 (78)	≥50 (93)	≥50 (69)	≥50 (37)	≥50 (116)	≥50 (157)
1	Diptera	≥50 (51)	≥50 (66)	≥50 (42)	≥50 (68)	≥50 (117)	≥50 (149)	≥50 (206)	≥50 (327)
1	Ephemeroptera	≥50 (40)	10- (48)	≥50 (55)	≥50 (66)	≥50 (64)	≥50 (109)	≥50 (242)	≥50 (159)
1	Hirudinea	≥50 (60)	≥50 (52)	≥50 (33)	≥50 (46)	≥50 (49)	10- (34)	10- (30)	≥50 (47)
1	Isopoda	≥50 (51)	≥50 (53)	≥50 (54)	≥50 (48)	≥50 (60)	≥50 (61)	≥50 (55)	≥50 (62)
1	Odonata	≥50 (71)	≥50 (78)	≥50 (44)	≥50 (53)	≥50 (65)	<10+ (69)	≥50 (100)	<10+ (47)
1	Seriata	≥50 (52)	10- (29)	≥50 (50)	≥50 (41)	≥50 (59)	≥50 (57)	<10- (41)	≥50 (47)
1	Trichoptera	≥50 (72)	≥50 (64)	≥50 (69)	≥50 (44)	≥50 (35)	≥50 (20)	≥50 (58)	≥50 (61)
2	Coleoptera	≥50 (57)	≥50 (71)	≥50 (110)	≥50 (326)	<10+ (n.c.)	≥50 (326)		≥50 (n.c.)
2	Oligochaeta	≥50 (115)	≥50 (118)	≥50 (141)	<10+ (24)	≥50 (72)	≥50 (78)	≥50 (108)	≥50 (96)
2	Pulmonata	≥50 (32)	≥50 (93)	≥50 (89)	≥50 (51)	10- (90)	≥50 (101)	≥50 (312)	≥50 (312)
3	Gordiidae			≥50 (265)		≥50 (n.c.)	≥50 (265)		
3	Heteroptera			≥50 (141)					
3	Hydroidea			≥50 (181)					
3	Plecoptera	≥50 (100)	≥50 (74)	≥50 (101)	≥50 (114)	≥50 (101)			
3	Veneroida	≥50 (181)	≥50 (294)	≥50 (294)			≥50 (206)		
	Taxon								
1	<i>Asellus aquaticus</i>	≥50 (51)	≥50 (53)	≥50 (54)	≥50 (48)	≥50 (60)	≥50 (61)	≥50 (55)	≥50 (62)
1	<i>Dugesia</i> sp.	≥50 (52)	10- (29)	≥50 (50)	≥50 (41)	≥50 (59)	≥50 (57)	<10- (41)	≥50 (47)
1	<i>Enallagma cyathigerum</i>	≥50 (72)	≥50 (74)	≥50 (48)	≥50 (51)	≥50 (65)	<10+ (69)	≥50 (95)	≥50 (71)
1	<i>Erbobdella octoculata</i>	≥50 (66)	≥50 (78)	≥50 (55)	≥50 (61)	≥50 (71)	≥50 (104)	≥50 (102)	≥50 (149)
1	<i>Gammarus</i> sp.	≥50 (18)	<10- (33)	≥50 (51)	<10- (24)	≥50 (42)	≥50 (41)	≥50 (47)	≥50 (48)
1	<i>Helobdella stagnalis</i>	≥50 (80)	<10- (45)	≥50 (49)	10- (48)	≥50 (59)	10- (66)	≥50 (109)	≥50 (72)
1	Hirudinea Gen. sp.		≥50 (173)	≥50 (139)	≥50 (103)	≥50 (46)	≥50 (51)	≥50 (41)	≥50 (99)
1	Hydrachnidae Gen. sp.	≥50 (99)	≥50 (69)	≥50 (46)	≥50 (70)	≥50 (77)	≥50 (92)	≥50 (312)	≥50 (n.c.)
1	Leptoceridae Gen. sp.	≥50 (265)	≥50 (53)	≥50 (140)	≥50 (98)	≥50 (50)	10- (68)	≥50 (141)	≥50 (265)
1	Lymnaeidae Gen. sp.	≥50 (36)	≥50 (56)	≥50 (78)	≥50 (93)	≥50 (69)	≥50 (37)	≥50 (116)	≥50 (157)
1	Sericostomatidae Gen. sp.	≥50 (181)	≥50 (206)	≥50 (211)	≥50 (151)	<10+ (251)	≥50 (59)	≥50 (68)	≥50 (65)
2	<i>Eiseniella tetraedra</i>	≥50 (n.c.)	≥50 (149)	≥50 (265)	<10+ (98)	≥50 (79)	≥50 (120)	≥50 (162)	≥50 (103)
2	<i>Elmis</i> sp.	≥50 (74)	≥50 (114)	≥50 (n.c.)	≥50 (n.c.)	<10+ (n.c.)	≥50 (294)		
2	<i>Glossiphonia heteroclita</i>			10+ (223)	≥50 (124)	≥50 (97)	≥50 (95)	≥50 (140)	≥50 (126)
2	Limnephilidae Gen. sp.	≥50 (79)	10+ (54)	10- (70)	≥50 (141)	≥50 (122)	≥50 (112)	≥50 (112)	≥50 (149)
2	<i>Lumbriculus variegatus</i>	≥50 (114)	≥50 (187)	≥50 (141)	≥50 (67)	≥50 (106)	≥50 (83)	≥50 (132)	10- (51)
2	Planorbidae Gen. sp.	≥50 (32)	≥50 (93)	≥50 (89)	≥50 (51)	10- (90)	≥50 (101)	≥50 (312)	≥50 (312)
2	Simuliidae Gen. sp.	≥50 (227)	≥50 (227)	10+ (263)	≥50 (n.c.)	≥50 (n.c.)			≥50 (n.c.)

Kat	Endpunkt	-2	5	12	27	38	48	54	69
3	<i>Atherix ibis</i>	≥50 (204)			≥50 (n.c.)	≥50 (227)	≥50 (n.c.)		≥50 (227)
3	<i>Baetis</i> sp.	≥50 (62)	≥50 (143)	≥50 (118)	≥50 (162)		≥50 (265)	≥50 (n.c.)	≥50 (n.c.)
3	<i>Calopteryx splendens</i>	≥50 (206)	≥50 (221)	≥50 (265)	≥50 (145)	≥50 (159)	≥50 (181)	≥50 (221)	≥50 (152)
3	Ceratopogonidae Gen. sp.	≥50 (256)	≥50 (312)	≥50 (265)		≥50 (171)			
3	Chironomidae Gen. sp.	≥50 (52)	≥50 (65)	≥50 (44)	≥50 (73)	≥50 (188)	≥50 (139)	≥50 (206)	≥50 (n.c.)
3	Coleoptera Gen. sp.	≥50 (n.c.)	≥50 (97)	≥50 (105)	≥50 (312)	≥50 (n.c.)	≥50 (n.c.)		
3	Corixidae Gen. sp.			≥50 (141)					
3	<i>Ephemera danica</i>				≥50 (265)				
3	<i>Ephemerella ignita</i>	≥50 (54)	≥50 (62)	≥50 (75)	≥50 (152)	≥50 (120)	≥50 (265)	≥50 (232)	≥50 (227)
3	<i>Glossiphonia complanata</i>	≥50 (188)	≥50 (96)	≥50 (88)	≥50 (146)	≥50 (133)	≥50 (73)	≥50 (139)	≥50 (128)
3	<i>Gordius</i> sp.			≥50 (265)		≥50 (n.c.)	≥50 (265)		
3	<i>Habrophlebia fusca</i>	≥50 (116)	≥50 (94)	≥50 (104)	≥50 (83)	≥50 (100)	≥50 (112)		≥50 (227)
3	<i>Hydra</i> sp.			≥50 (181)					
3	<i>Hydropsyche</i> sp.				≥50 (n.c.)	≥50 (227)	≥50 (291)	≥50 (159)	≥50 (227)
3	<i>Leuctra</i> sp.	≥50 (100)	≥50 (74)	≥50 (101)	≥50 (114)	≥50 (101)			
3	Oligochaeta n.b.				≥50 (141)	≥50 (n.c.)			
3	<i>Platambus maculatus</i>	≥50 (n.c.)							≥50 (n.c.)
3	Polycentropodidae Gen. sp.	≥50 (189)	≥50 (n.c.)	≥50 (162)	≥50 (n.c.)	≥50 (206)	≥50 (227)	≥50 (210)	≥50 (294)
3	<i>Rhyacophila</i> sp.		≥50 (n.c.)		≥50 (141)		≥50 (227)		
3	<i>Sphaerium corneum</i>	≥50 (181)	≥50 (294)	≥50 (294)			≥50 (206)		
3	<i>Sympetrum</i> sp.		≥50 (n.c.)	≥50 (n.c.)	≥50 (n.c.)				
3	<i>Tubifex</i> sp.			≥50 (n.c.)					

Zooplankton	Tage nach Studienbeginn				Anzahl der MDDs in den MDD-Klassen				Check
	7	14	21	28	<100%	<90%	<70%	<50%	
Gesamtabundanz	42.6	77.0	69.2	65.8	4	4	3	1	✓
Ordnung									
Cladocera	83.9	119.9	130.1	70.4	2	2	0	0	✗
Copepoda	39.4	55.7	90.2	67.5	4	3	3	1	✓
Monogononta	187.3		200.5		0	0	0	0	✗
Anzahl der Ordnungen, die das MDD-Kriterium erfüllen:									1
Taxon									
<i>Chydorus sphaericus</i>	322.0	114.4	200.5	200.5	0	0	0	0	✗
Cyclopidae Gen. sp.	92.0	63.4	102.6	67.5	3	2	2	0	✗
<i>Daphnia</i> sp.		322.0			0	0	0	0	✗
Diaptomidae Gen. sp.	187.3		322.0		0	0	0	0	✗
<i>Euchlanis</i> sp.	322.0				0	0	0	0	✗
<i>Graptoleberis testudinaria</i>	200.5	139.7	110.5	123.4	0	0	0	0	✗
<i>Mytilina</i> sp.			322.0		0	0	0	0	✗
Nauplia	322.0	322.0	110.5		0	0	0	0	✗
<i>Proales</i> sp.	322.0				0	0	0	0	✗
<i>Scapholeberis mucronata</i>		322.0			0	0	0	0	✗
<i>Simocephalus vetulus</i>	123.4	285.4	195.8	80.0	1	1	0	0	✗
<i>Testudinella patina</i>			312.6		0	0	0	0	✗
Anzahl der Taxa, die das MDD-Kriterium erfüllen:									0