

Institut für Hydrologie
der Albert-Ludwigs-Universität Freiburg im Breisgau

Matthias Kremer

Bioassays zur Bestimmung von Pestiziden in Oberflächengewässern



**Diplomarbeit unter Leitung von Prof. Dr. Ch. Leibundgut
Freiburg i. Br., März 2008**

Institut für Hydrologie
der Albert-Ludwigs-Universität Freiburg im Breisgau

Matthias Kremer

Bioassays zur Bestimmung von Pestiziden in Oberflächengewässern

Referent: Prof. Dr. Ch. Leibundgut
Koreferent: Dr. J. Lange

Diplomarbeit unter Leitung von Prof. Dr. Ch. Leibundgut
Freiburg i. Br., März 2008

Speziell bedanken möchte ich mich bei...

meinen Eltern, die dieses Studium ermöglichten.

Tobias Schütz für die zahlreichen interessanten Diskussionen.

Emil Blattmann für die Tipps und Tricks bei der Entwicklung der Testsysteme.

Petra Kufner und Harald Unrein für ihre Hilfsbereitschaft im Labor.

meinen Freunden und allen anderen, die zur Aufrechterhaltung der Motivation beitrugen.

Vielen Dank!

I Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis	I
Verzeichnis der Abbildungen im Text.....	II
Verzeichnis der Tabellen im Text.....	III
Verzeichnis der Tabellen im Anhang	IV
Verzeichnis der Abbildungen im Anhang	V

Zusammenfassung **Extended summary**

1 Einleitung und Zielsetzung	1
2 Pestizide in der Umwelt.....	2
2.1 Eintragswege von Pestiziden in Oberflächengewässer	3
2.1.1 Bodenerosion und Oberflächenabfluss.....	4
2.1.2 Abdrift	5
2.1.3 Versickerung	5
2.1.4 Drän- und Zwischenabfluss.....	6
2.1.5 Deposition (indirekte Abdrift).....	6
2.1.6 Direkt- und Punkteinträge	7
2.2 Verhalten in Oberflächengewässern.....	7
2.2.1 Verdünnung und Verteilung.....	7
2.2.2 Verflüchtigung	8
2.2.3 Adsorption.....	8
2.2.4 Absorption.....	9
2.2.5 Abbau	9
2.3 Verhalten im Boden	10
2.3.1 Physikalische Prozesse.....	10
2.3.2 Chemische Prozesse	10
2.3.3 Biologische Prozesse.....	11
2.3.4 Abbau im Boden.....	11
2.4 Wirkungen der Pestizide auf Organismen.....	12
2.4.1 Herbizide	12
2.4.2 Insektizide	13
2.4.3 Fungizide	14
2.5 Fazit	14
3 Bioassays	15
3.1 Verfahren zur Bestimmung der (Öko-)Toxikologie.....	15
3.2 Auswahl der Testorganismen.....	18
3.3 Testdauer.....	19
3.4 Toxikologische Parameter	20
3.5 Wirkungen von Umweltchemikalien auf Organismen	21
3.5.1 Bioverfügbarkeit und Einfluss auf die Ökotoxizität	23
3.5.2 Stressoren in aquatischen Ökosystemen	23
3.6 Fazit	25

4	Das Untersuchungsgebiet	26
4.1	Morphologie und Landnutzung	28
4.2	Physiographische Ausstattung	29
4.3	Abfluss	29
4.4	Fauna des Löchernbaches	30
4.5	Pestizide im Untersuchungsgebiet	30
4.6	Fazit	32
5	Freilandversuche	33
5.1	Material und Methoden	33
5.1.1	Das Messnetz im Untersuchungsgebiet.....	33
5.1.2	Bioassay –Testsysteme.....	35
5.1.3	Versuchsdurchführung	36
5.2	Ergebnisse des Freilandversuchs A	39
5.3	Ergebnisse des Freilandversuchs B	40
5.4	Ergebnisse des Freilandversuchs C	43
5.5	Ergebnisse des Freilandversuchs D	46
5.6	Vergleich der Ergebnisse der Freilandversuche	49
5.7	Diskussion	51
5.8	Fazit	52
6	Laborversuche mit Glyphosat.....	53
6.1	Laborversuche A	53
6.1.1	Material und Methoden	53
6.1.2	Ergebnisse der Laborversuche A.....	55
6.2	Laborversuch B	57
6.2.1	Materialien und Methoden	57
6.2.2	Ergebnisse des Laborversuchs B.....	59
6.3	Laborversuch C	61
6.3.1	Materialien und Methoden	61
6.3.2	Ergebnisse	61
6.4	Laborversuch D	63
6.4.1	Materialien und Methoden	63
6.4.2	Ergebnisse des Laborversuchs D.....	64
6.5	Diskussion	66
6.6	Fazit	67
7	Schlussfolgerung	67
8	Anhang	71
8.1	Anleitung: Bau und Durchführung der Testsysteme.....	71
8.1.1	Anleitung für Freiland-Testsysteme	71
8.1.2	Anleitung für Labor-Testsysteme.....	76
8.2	Tabellen	79
8.3	Fotos.....	92
8.4	Liste der verwendeten Symbole und Abkürzungen.....	98
	Literaturverzeichnis	99
	Ehrenwörtliche Erklärung.....	104

II Verzeichnis der Abbildungen im Text

Abb. 2.1: Transport und Verbleib von Pestiziden in der Umwelt (REITH, 1996).....	3
Abb. 2.2: Wirkung von Glyphosat (HAIDER UND SCHÄFFER, 2000).	12
Abb. 3.1: Unterteilung der Prüfverfahren nach Wilfried HUBER (1992).....	16
Abb. 3.2: Vernetzung der Wirkungen auf verschiedenen biologischen Ebenen (Fent, 2007).....	21
Abb. 4.1: Das Untersuchungsgebiet „Löchernbach“	26
Abb. 4.2: Landnutzung im Untersuchungsgebiet „Löchernbach“	28
Abb. 4.3: Bachflohkrebs	30
Abb. 5.1: Aufbau des Testsystems „Filmdöschen“	35
Abb. 5.2: Aufbau des Testsystems „Sortierkasten“ (Freiland).....	36
Abb. 5.3: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch A	40
Abb. 5.4: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch B	41
Abb. 5.5: Abfluss, Leitfähigkeit und Wassertemperatur während des . Freilandversuchs B am Pegel 1	42
Abb. 5.6: Abfluss, Leitfähigkeit, Wasser- und Lufttemperatur während des Freilandversuchs B am Pegel 2.....	42
Abb. 5.7: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch C	44
Abb. 5.8: Abfluss, Leitfähigkeit und Wassertemperatur während des . Freilandversuchs C am Pegel 1	45
Abb. 5.9: Abfluss, Leitfähigkeit, Wasser- und Lufttemperatur während des Freilandversuchs C am Pegel 2.....	45
Abb. 5.10: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch D	47
Abb. 5.11: Abfluss, Leitfähigkeit und Wassertemperatur während des . Freilandversuchs D am Pegel 1	48
Abb. 5.12: Abfluss, Leitfähigkeit, Wasser- und Lufttemperatur während des Freilandversuchs D am Pegel 2.	48
Abb. 5.13: Vergleich: Abflüsse, Wassertemperaturen und feeding activity +	49
Abb. 5.14: feeding activity +, nach Döschenreihen sortiert	50

Abb. 6.1: Aufbau des Laborversuchs A (Sortierkastensystem).....	54
Abb. 6.2: Mortalitäten der Testorganismen bei Laborversuch A1	55
Abb. 6.3: Mortalitäten der Testorganismen bei Laborversuch A2	56
Abb. 6.4: Aufbau des Laborversuchs B (Kunststoffwanne)	58
Abb. 6.5: Verteilung der feeding activity + bei Laborversuch B	60
Abb. 6.6: Verteilung der feeding activity + bei Laborversuch C	62
Abb. 6.7: Aufbau des Laborversuchs D	63
Abb. 6.8: Mortalitäten der Testorganismen bei Laborversuch D	64

III Verzeichnis der Tabellen im Text

Tab. 3.1: Die Ökotoxikologie beeinflussende Faktoren.....	23
Tab. 4.1: Physiographische Ausstattung des Untersuchungsgebiets (Demuth und Hauser, 1984).....	29
Tab. 4.2: Angaben von 8 Winzern über die Applikationen von Pestiziden im EZG des Löchernbachs	31
Tab. 5.1: feeding activity + bei Freilandversuch A.....	39
Tab. 5.2: feeding activity + bei Freilandversuch B	40
Tab. 5.3: Mittlere, höchste, niedrigste Abflüsse und mittlere Wassertemperatur an den Pegeln 1 (unten) und 2 (oben) bei Freilandversuch B.....	43
Tab. 5.4: feeding activity + bei Freilandversuch C	43
Tab. 5.5: Mittlere, höchste, niedrigste Abflüsse und mittlere Wassertemperatur an den Pegeln 1 (unten) und 2 (oben) bei Freilandversuch C	46
Tab. 5.6: feeding activity + bei Freilandversuch D.....	46
Tab. 5.7: Mittlere, höchste, niedrigste Abflüsse und mittlere Wassertemperatur an den Pegeln 1 (unten) und 2 (oben) bei Freilandversuch D.....	49
Tab. 6.1: feeding activity + bei Laborversuch B.....	59
Tab. 6.2: Minimale Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert während des Laborversuchs B	60
Tab. 6.3: feeding activity + bei Laborversuch C	61
Tab. 6.4: Minimale Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert bei Laborversuch C	62
Tab. 6.5: Minimale Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert bei Laborversuch B	65

IV Verzeichnis der Tabellen im Anhang

Tab. 8.1: Mögliche Ausstattung des Testsystems bestehend aus Filmdöschen	74
Tab. 8.2: Mögliche Ausstattung des Testsystems bestehend aus einem Sortierkasten	75
Tab. 8.3: Ergebnisse des Freilandversuchs A, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchtfläche	79
Tab. 8.4: Ergebnisse des Freilandversuchs A, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchtfläche	80
Tab. 8.5: Ergebnisse des Freilandversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchtfläche	81
Tab. 8.6: Ergebnisse des Freilandversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchtfläche	82
Tab. 8.7: Ergebnisse des Freilandversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchtfläche	83
Tab. 8.8: Ergebnisse des Freilandversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchtfläche	84
Tab. 8.9: Ergebnisse des Freilandversuchs D, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchtfläche	85
Tab. 8.10: Ergebnisse des Freilandversuchs D, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchtfläche	86
Tab. 8.11: Ergebnisse des Freilandversuchs D, Testsystem „Sortierkasten“ unterhalb der Feuchtfläche	87
Tab. 8.12: Ergebnisse des Laborversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne A (kontaminiert)	88
Tab. 8.13: Ergebnisse des Laborversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne B.....	89
Tab. 8.14: Ergebnisse des Laborversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne A (kontaminiert)	90
Tab. 8.15: Ergebnisse des Laborversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne B.....	91

V Verzeichnis der Abbildungen im Anhang

Abb. 8.1.: Schwarzerle: Blatt, Borke, Früchte und Blüten (Gurk und Hepp, 2007)	72
Abb. 8.2: Verteilung der Testorganismen und Blattscheiben auf die Döschen des Testsystems „Filmdöschen“	74
Abb. 8.3: Verteilung der Testorganismen und Blattscheiben auf die Fächer des Testsystems „Sortierkasten“	75
Abb. 8.4: Verteilung der Testorganismen und Blattscheiben auf die Fächer des Testsystems „Sortierkasten“ (<i>Labor</i>)	77
Abb. 8.5: Testsystem bestehend aus Filmdöschen	92
Abb. 8.6: Testsystem bestehend aus einem Sortierkasten (Freilandssystem)	92
Abb. 8.7: Testsystem bestehend aus einem Sortierkasten (Laborsystem)	93
Abb. 8.8: Versuchsaufbau der Laborversuche B und C (mit Filmdöschen-Systemen)	93
Abb. 8.9: Versuchsaufbau des Laborversuchs D	94
Abb. 8.10: Blätter bei Versuchsende des Laborversuchs D in der Wanne mit 10mg/l Glyphosat	94
Abb. 8.11: Blätter bei Versuchsende des Laborversuchs D in der Wanne mit 5 mg/l Glyphosat	95
Abb. 8.12: Blätter bei Versuchsende des Laborversuchs D in der Wanne mit 1 mg/l Glyphosat	95
Abb. 8.13: Großaufnahme eines Filmdöschens mit Netz	96
Abb. 8.14: Ausgestanzte Blattscheiben in der Nährlösung	96
Abb. 8.15: Ausgestanzte Blattscheiben auf Backpapier für den Trockenvorgang vorbereitet	97
Abb. 8.16: Angefeuchtete Blattscheiben, kurz vor dem Einsatz als Futter in den Testsystemen	97

Zusammenfassung

Ziel dieser im Zuge des internationalen Forschungsprojektes „ArtWET“ durchgeführten Arbeit war, biologische Testsysteme und -verfahren, so genannte Bioassays, zur Bestimmung von Pestiziden zu entwickeln und deren Funktionalität anhand erster Anwendungen bei einer Feuchtfläche im Forschungsgebiet „Löchernbach“, für das die Optimierung dieser Verfahren angestrebt wird, zu überprüfen. Durch zusätzliche Laborversuche sollten beispielhaft die Wirkungen von Pestiziden mit Hilfe des weit verbreiteten Herbizids Glyphosat untersucht werden. Zudem sollte mit diesem Wirkstoff gezeigt werden, dass Pestizide die Fraßaktivität von Testorganismen negativ beeinflussen können.

Nach Planung, Entwicklung und Bau verschiedener Testsysteme und -verfahren wurden zahlreiche Freiland- und Laborversuche durchgeführt. Als Testorganismen dienten bei allen Versuchen Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*), bestimmt wurden bevorzugt subletale Wirkungen auf Fraßaktivität (FA+).

Während der jeweils 6-tägigen Freilandversuche in den Monaten Oktober, November und Dezember wurde die prinzipielle Funktion zweier Testsystem-Modelle („Filmdöschen“ und „Sortierkasten“), die bei einer künstlich angelegten Feuchtfläche zum Einsatz kamen, nachgewiesen: in den Testsystemen waren jeweils deutliche Fraßaktivitäten als feeding activity + (FA+) feststellbar und optisch anhand der Fraßstellen an den Blattscheiben zu erkennen. Über den gesamten Versuchszeitraum betrachtet, lag die durchschnittliche FA+ beim Messpunkt unterhalb der Feuchtfläche mit $0,13 \text{ d}^{-1}$ leicht unter dem Mittelwert von $0,15 \text{ d}^{-1}$ oberhalb der Feuchtfläche, jedoch mit deutlichen Schwankungen der Werte von Versuch zu Versuch und innerhalb der einzelnen Testsysteme.

Bei anschließenden Laborversuchen sollten subletale und letale Wirkungen von Pestiziden beispielhaft anhand des Wirkstoffs Glyphosat untersucht.

Speziell für die ersten Laborversuche wurde ein neues Sortierkasten-Testsystem mit zwei unabhängigen Wasserkreisläufen entwickelt. Da aber in den kontaminierten Kreisläufen und in den Kontrollen nicht nur unnatürlich hohe Mortalitäten, sondern darüber hinaus auffällige Verhaltensweisen der Testorganismen und optisch keinerlei Fraßaktivitäten feststellbar waren, wurde die erste Laborversuchsreihe abgebrochen.

Bei den folgenden Laborversuchen kamen in Wasserwannen anfangs wieder die bei den Freilandversuchen verwendeten Filmdöschen-Systeme zum Einsatz. Für eine Glyphosatkonzentration von $60 \mu\text{g/l}$ waren keine eindeutigen Wirkungen auf die Testorganismen zu erkennen, bei 20 mg/l allerdings konnten klar erhöhte Mortalitäten nachgewiesen werden.

In weiteren Versuchen war es möglich, für verschiedene Glyphosatbelastungen konzentrationsabhängige Wirkungen auf die Fraßaktivitäten optisch nachzuweisen.

Für folgende Arbeiten wurde zudem ein erstes Anwendungsregelwerk über diese Testsysteme und -verfahren verfasst.

Schlagworte: bioassay, *Gammarus fossarum*, Ökotoxikologie, feeding activity, Mortalität, Glyphosat, Feuchtflächen, ArtWET.

Summary

The goal of this work, which was accomplished in the course of the international research project "ArtWET", was to develop biological test systems, also called bioassays, for the determination of pesticides. Also to check their functionality on the basis of first applications at a wetland in the area of research "Löchernbach", for which the optimization of these procedures is aimed at.

The effects of pesticides ought to be investigated exemplary in additional laboratory tests using the wide-spread herbicide Glyphosate. Furthermore it was aimed to demonstrate with this active substance that pesticides can have a negative impact on the feeding activity of test organisms.

After planning, developing and building different test systems numerous outdoor and laboratory tests were arranged. Test organisms were *Gammarus fossarum* in all tests, sublethal effects on the feeding activity (FA+) were preferently determined.

During the outdoor tests in the months of October, November and December the principal function of two test system models ("film cans" and "sorting box"), which were used next to an artificially constructed wetland, could be shown: in both test systems clear feeding activity + (FA+) was noticed and could be recognized optically via the leaves. During the whole testing period the average FA+ at the measuring point below the wetland lay with $0,13 \text{ d}^{-1}$ a little under the average value of $0,15 \text{ d}^{-1}$ for the measuring point above the wetland, with clear fluctuations of the values from test to test and within the individual test system.

With following laboratory tests sublethal and lethal effects of pesticides were investigated, exemplarily using the herbicide Glyphosate.

Especially for the first lab tests a new test system ("sorting box") with two independent water circulations was developed. Because of unnaturally high mortalities in the contaminated cycles and in the controls, in addition exceeding behaviours of the test organisms and because no feeding activities could be noticed, the first testing series were stopped.

In the beginning of the following laboratory tests the systems ("film cans"), already applied in the outdoor tests, were used into water tubs. A Glyphosate concentration of $60 \text{ } \mu\text{g/l}$ did not show clear effects on the test organisms; however with 20 mg/l clearly increased mortalities were shown.

In further tests it was possible to demonstrate optically concentration-dependent effects on the feeding activity.

For following researches a first manual for building and using the systems was written.

Keywords: bioassay, *Gammarus fossarum*, ecotoxicology, feeding activity, Glyphosate, wetlands, ArtWET.

1 Einleitung und Zielsetzung

Pestizide sind in der zweiten Hälfte des 20. Jahrhunderts zu einem festen Bestandteil der Landwirtschaft geworden. Alleine in Deutschland werden jährlich etwa 30000 Tonnen verschiedenster Wirkstoffe zum Pflanzenschutz eingesetzt (KATALYSE, 2007). Die Möglichkeit, Nahrungsmittel vor Schadorganismen wie Parasiten und Unkräutern zu schützen oder ihrer Einwirkung vorzubeugen, führte zu einer erheblichen Steigerung der Produktivität. In Untersuchungen von OERKE et al. (1994) wurde z.B. nachgewiesen, dass die mit der Produktionssteigerung einhergehenden Ertragsverluste bei Weizen mit Hilfe unterschiedlicher Pestizide deutlich von etwa 52 % auf 36 % reduziert werden konnten.

Nur etwa 1 % der in Deutschland applizierten Pestizidmenge erreicht jedoch die Zielorganismen, so sind bei jeder Anwendung auch immer Nichtzielbereiche des Ökosystems, das erheblichen Schaden nehmen kann, betroffen (SCHINNER und SONNLEITNER, 1997). Einen dieser Nichtzielbereiche stellen die Oberflächengewässer dar, mit denen sich diese Arbeit beschäftigt.

Zur Bestimmung von Pestizidbelastungen in Oberflächengewässern bieten sich nicht nur die bereits häufig im Zuge der Gewässerüberwachung durchgeführten chemischen Laboranalysen zur Ermittlung von Stoffkonzentrationen, sondern auch kostengünstigere, biologische Testverfahren an, mit denen die Belastungen mittels subletaler oder letaler Wirkungen von Pestiziden auf Nichtzielorganismen erfasst werden.

Diese Arbeit ist Teil des internationalen Forschungsprojektes „ArtWET“ (Mitigation of pesticides pollution and phytoremediation in Artificial WETland ecosystems). Bei dem Projekt wird untersucht, inwiefern künstlich angelegte Feuchtflächen Pestizide zurückhalten und abbauen können. Das Institut für Hydrologie an der Universität Freiburg beteiligt sich mit Untersuchungen im hydrologischen Forschungsgebiet „Löchernbach“.

Ziel dieser Arbeit ist, biologische Testsysteme und -verfahren, so genannte Bioassays, zur Bestimmung von Pestiziden zu entwickeln und deren Funktionalität anhand erster Anwendungen bei der Feuchtfläche im Forschungsgebiet „Löchernbach“, für das die Optimierung dieser Verfahren angestrebt wird, zu überprüfen und erste Ergebnisse einzuordnen.

In zusätzlichen Laborversuchen sollen beispielhaft subletale und letale Wirkungen von Pestiziden anhand des weit verbreiteten Herbizids Glyphosat untersucht werden.

Für folgende Arbeiten in diesem Themenbereich soll zudem ein erstes Anwendungsregelwerk verfasst werden.

2 Pestizide in der Umwelt

Pestizide (von lat. „pestis“ = Seuche, „caedere“ = töten) sind chemische Substanzen, die lästige oder schädliche Lebewesen töten, vertreiben oder in Wachstum und Vermehrung hemmen.

Der Begriff „Pestizid“ lässt sich unterteilen in „Pflanzenschutzmittel“ im Bereich des Pflanzenschutzes (Schutz der Pflanzen vor Krankheiten, Parasiten und Konkurrenz wie Unkräuter und Ungräser) und „Biozid“ im Bereich der Schädlingsbekämpfung (z.B. Bekämpfung von Materialschädlingen, Hygiene- und Gesundheitsschädlingen in Wohnräumen). In der Literatur wird der Begriff in vielen Fällen als Synonym für Pflanzenschutzmittel und Schädlingsbekämpfungsmittel verwendet.

Pestizide lassen sich nach ihrer Verwendung bzw. nach Zielorganismen in folgende Stoffgruppen gliedern:

- *Akarizide* gegen Milben
- *Algizide* gegen Algen
- *Bakterizide* gegen Bakterien
- *Fungizide* gegen Pilze, bzw. Pilzkrankheiten
- *Herbizide* gegen Pflanzen
- *Insektizide* gegen Insekten
- *Molluskizide* gegen Schnecken
- *Nematizide* gegen Fadenwürmer (*Nematoden*)
- *Rodentizide* gegen Nagetiere
- *Avizide* gegen Vögel
- *Viruzide* gegen Viren
- *Pheromone* als Lockmittel
- *Wachstumsregler* zum Einkürzen des Halmes
- *Keimhemmer* z.B. in der Kartoffellagerung
- *Abschreckmittel*

In Deutschland sind ca. 250 Wirkstoffe in fast 2000 Präparaten zugelassen, auf europäischer Ebene rund 800 Wirkstoffe in etwa 20000 Präparaten.

Die über 30.000 Tonnen Pestizide, die alleine in Deutschland jährlich eingesetzt werden, verteilen sich auf folgende drei Haupteinsatzgebiete (KATALYSE, 2007):

- 51 Prozent auf Herbizide (Entlaubungsmittel, Unkrautvernichtungsmittel usw.)
- 34 Prozent auf Fungizide (z.B. zur Schimmelbekämpfung)
- 4 Prozent auf Insektizide (gegen Schadinsekten)

2.1 Eintragswege von Pestiziden in Oberflächengewässer

Nach Berichten des Bundesministeriums für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit gelangen jährlich 30 t Pestizide (0,1 % der gesamten Aufwandmenge) in die Oberflächengewässer (BMU, 2001).

Die Haupteintragswege der Pestizide in Gewässer sind Bodenerosion und Oberflächenabfluss, Versickerung, Abdrift, Dränabfluss bzw. Zwischenabfluss, Verdunstung mit anschließender Deposition, landwirtschaftlicher Direkteintrag, kommunale und industrielle Einträge.

Eine Übersicht über den Transport und Verbleib von Pestiziden ist in Abb. 2.1 dargestellt.

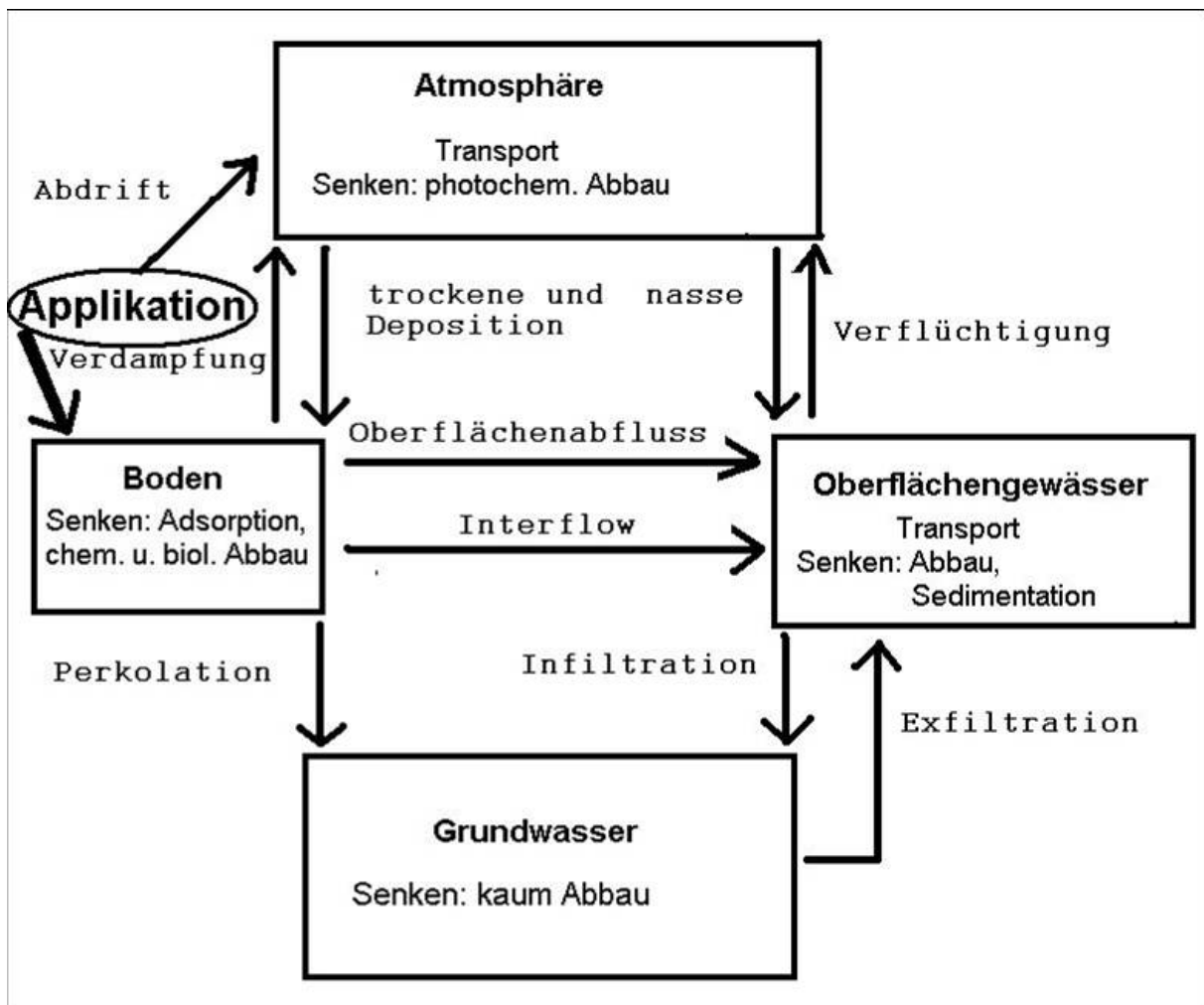


Abb. 2.1: Transport und Verbleib von Pestiziden in der Umwelt (REITH, 1996).

2.1.1 Bodenerosion und Oberflächenabfluss

Der Oberflächenabfluss stellt in vielen Fällen den Hauptpfad für den Eintrag von Pestiziden in landwirtschaftlich geprägte Oberflächengewässer dar (SCHULZ, 1997; LIESS, 1993; COOPER, 1990).

Bedeutend für den Oberflächenabfluss sind vor allem standortspezifische Faktoren wie die Infiltrationsrate des Bodens und die Niederschlagsintensität, da ein gesättigter Boden kaum Wasser aufnehmen kann, welches somit verstärkt oberflächlich abfließt. Die Infiltrationskapazität ist abhängig von der Bodenart, Verschlammungsneigung und der Vegetation. Eine Bodenbedeckung mit Vegetation verringert auf Grund intensiver Duschwurzelung nicht nur den Oberflächenabfluss, sondern auch der Abbau chemischer Substanzen erfolgt auf der Blattoberfläche der Pflanzen schneller als auf der Bodenoberfläche.

Setzt der Oberflächenabfluss bereits kurze Zeit nach der Applikation ein, ist die Gefahr, dass auf der Bodenoberfläche gebundene Wirkstoffe in Lösung oder in suspendierter Form mit dem Wasser ausgetragen werden, erhöht. Je geringer der Abstand zwischen Anwendung und Niederschlagsereignis, desto größer fällt allgemein der Austrag aus (HURLE et. al, 1994). Um einen meist zeitlich sowie lokal begrenzten Anstieg der Konzentrationen im Wasser zu bewirken, müssen Applikation und Niederschlagsereignis relativ nahe (wenige Stunden bis Tage) zusammen liegen (LIESS et al., 2001).

Die Höhe des Austrags hängt hauptsächlich von folgenden Parametern ab: Regenmenge und –intensität, Bodenart, Bodenfeuchte, Oberflächenbeschaffenheit, Hangneigung, Aufwandmenge, Art der Applikation, physikalisch-chemische Eigenschaften, Persistenz, Sorption der Mittel sowie acker- und pflanzenbaulichen Parametern wie Art des Pflanzenbewuchses und der Bodenbearbeitung. Die höchsten Auswaschverluste treten während des ersten Starkregenereignisses nach Applikationen auf (HURLE et al., 1994).

Bei den meisten Abflussereignissen werden durchschnittlich 1 - 2 % der applizierten Menge verlagert, während bei worst-case-Studien 7 - 20 % bestimmt wurden. Besonders hohe Mengen sind bei gut wasserlöslichen und zugleich wenig sorbierten Verbindungen festzustellen (AKKAN et al., 2003).

Zahlreiche Untersuchungen zum Oberflächenabfluss beschäftigen sich mit Herbiziden. Diese werden oft relativ leicht ausgewaschen, da sie in Zeiten, in denen der Boden keine oder nur spärliche Vegetation aufweist, ausgebracht werden.

Nach HURLE et al. (1994) lassen sich die Ergebnisse verschiedener Studien, die sich mit der Verlagerung von Pflanzenschutzmitteln durch Oberflächenabfluss beschäftigen, folgend zusammenfassen:

- In praktisch allen Fällen werden Pflanzenschutzmittel im hängigen Gelände durch Oberflächenabfluss ausgetragen.
- Der Austrag ist bei den ersten stärkeren Niederschlägen am größten; spätere Niederschläge sind von untergeordneter Bedeutung.
- Je kürzer der Abstand zwischen Applikation und Niederschlagsereignis, desto höher der Austrag.
- Durch abfließendes Wasser ist im Regelfall der Austrag größer als durch abgeschwemmten Boden.
- Austauschvorgänge zwischen Oberflächenabfluss und Boden finden praktisch nur bis zu einer Bodentiefe von 1 cm statt.
- Die ausgetragene Menge ist etwa proportional der Aufwandmenge und der in den obersten Zentimetern des Bodens vorhandenen Wirkstoffmenge.

2.1.2 Abdrift

Ein erheblicher Anteil der Pestizide wird beim Ausbringen mit Spritzdüsen direkt in die angrenzenden Gewässer geweht.

Unter Abdrift sind alle Teilchenmengen, die die Zielflächen durch Luftbewegungen (Wind oder Thermik) nicht erreichen, sedimentieren oder als Aerosole längere Zeit erhalten bleiben, zu verstehen. Vor allem kleinere Teilchen verlieren wegen des geringen Masse/Oberfläche-Quotienten schnell Wasser, wodurch ein Teil der applizierten Menge in die Gasphase übergehen und verfrachtet werden kann.

Die applikationstechnischen Eigenschaften (z.B. Tropfengrößenzusammensetzung, Abstand zwischen Düse und Zielfläche) und die meteorologischen und topographischen Verhältnisse am Applikationsort beeinflussen die Höhe der Abdrift. Im Allgemeinen steigt die Höhe der Abdrift mit steigendem Abstand zwischen Düse und Zielfläche. Daher ist bei der Ausbringung von Pflanzenschutzmitteln in Raumkulturen (z.B. Obst, Hopfen, Wein) oder bei der Applikation mit Flugzeugen bzw. Hubschraubern mit einer wesentlich größeren Abdrift zu rechnen als bei Feldkulturen (HURLE et al., 1994).

Bei der flächenhaften Ausbringung im Ackerbau beträgt die Abdrift gewöhnlich nicht mehr als 1 - 2 % der gesamten Aufwandmenge, kann aber in Raumkulturen bis zu 20 % ausmachen (GANZELMAIER et al., 1995 in HUBER, 1998).

2.1.3 Versickerung

Versickerung bedeutet die vertikale Verlagerung mit dem Sickerwasserstrom unter Applikationsflächen.

In Mitteleuropa übersteigt die jährliche Niederschlagssumme an fast allen Standorten die Evaporationsraten, wodurch eine Nettoversickerung zu beobachten ist. Es herrschen jedoch große regionale Unterschiede hinsichtlich der Schwankungen der saisonalen und jährlichen Verteilung sowie der absoluten Menge (HURLE et al., 1994).

Unter ungünstigen hydrologischen und geologischen Bedingungen können Pestizide durch tiefere Bodenschichten bis in das Grundwasser gelangen. Makroporen (wie Wurm- und Wurzelgänge und Schrumpfrisse) fördern diesen Prozess, da Absorption und Abbau wegen des raschen Versickerns an Bedeutung verlieren. Die Gefahr der Verlagerung der Pestizide in das Grundwasser ist besonders vom Spätherbst bis in das Frühjahr (Vegetationsruhe) gegeben. In dieser Zeit sind die Böden meist gut wassergesättigt, der Wasserbedarf der Pflanzen und die mikrobielle Aktivität im Boden auf Grund der niedrigen Temperaturen gering. Die Gruppe der Vor- bzw. Nachlaufherbizide stellt somit die größte Auswaschgefahr dar (MULL und NORDMEYER, 1994).

Das Bayerische Landesamt für Umweltschutz führt Faktoren, die hohe Konzentrationen von Pflanzenschutzmitteln im Grundwasser begünstigen, zusammenfassend auf (LFU, 2006):

- **Standort:** geringer Grundwasserflurabstand und geringe Niederschläge, Bodenlösung wird kaum verdünnt.
- **Boden:** grobkörnige Böden mit geringer Wasserspeicherung, Böden mit geringer mikrobieller Aktivität (und folglich geringem Abbau).

- **Pflanzenbestand:** lückenhafter und spät schließender Bestand. Die Pflanzen nehmen nur wenig Bodenlösung auf.
- **Bewirtschaftung:** zu starke Beregnung auf leichten Böden bei intensivem Anbau (Auswaschung der ausgebrachten Stoffe), langjährige Anwendung eines Wirkstoffes in hoher Dosierung, einseitige Fruchtfolge.

In Modelluntersuchungen wurde die maximale Sickerwasserfracht auf 11,3 t pro Jahr geschätzt (BACH et al., 2000).

2.1.4 Drän- und Zwischenabfluss

Der größte Teil der applizierten Pflanzenschutzmittelmengen wird mehr oder weniger rasch im oberen Horizont des Bodens abgebaut. Kleinere Mengen jedoch gelangen durch das versickernde Niederschlagswasser in tiefere Bodenschichten und können damit durch Dränagen bzw. Zwischenabfluss aus dem Boden aus und in den Vorfluter eingetragen werden.

Mobilität, Persistenz und Sorption des Pflanzenschutzmittels bestimmen ebenso wie die Niederschlagsmenge und -verteilung, die Wasserdurchlässigkeit des Bodens und der Wasserentzug durch den Pflanzenbestand im Wesentlichen die Höhe des Austrags (HURLE et al., 1994). Vor allem Pflanzenschutzmittel mittlerer Persistenz und Mobilität im Boden weisen eine hohe Widerfindungsrate im Drän- bzw. Zwischenabfluss auf. Sie werden auf diese Weise - jedoch zumeist in niedrigen Konzentrationen - auch noch längere Zeit nach ihrem Einsatz in die Vorfluter exportiert. Je nach Niederschlagsverhältnissen und Chemikalieneigenschaften wurden in der Nachbarschaft gedränkter Standorte Stoffausträge von bis zu 5 % der applizierten Menge festgestellt (LENNARTZ et al., 1997).

Modellberechnungen zufolge gelangen über Drän- und Zwischenabflüsse jährlich ca. 1,5 t in Oberflächengewässer (AKKAN et al., 2003).

2.1.5 Deposition (indirekte Abdrift)

Die Wirkstoffe können durch Verdampfung von der Boden- und Pflanzenoberfläche, Abdrift bei der Ausbringung und Verwehung kontaminierter Bodenpartikel in die Troposphäre gelangen und sich gasförmig oder an Nebelpartikeln und Aerosolen adsorbiert global verbreiten, bevor sie als trockene oder feuchte Deposition abgelagert werden. Nach teilweise witterungsabhängigen hohen Verflüchtigungen (von bis zu 40 %), kommt es durch photochemische Reaktionen mit NO_3^- , OH-Radikalen und Ozon oder durch Photolyse rasch zu einer Verdünnung in der Atmosphäre (AKKAN et al., 2003).

Die Verdunstung der Wirkstoffe wird vor allem vom Dampfdruck der Verbindung und der Geschwindigkeit des Abtransports von der Pflanzen- oder Bodenoberfläche (Aufrechterhaltung des Konzentrationspotentials) beeinflusst. Auch andere Parameter wie Wasserlöslichkeit und Affinität des Stoffes zu Boden- und Pflanzenoberflächen (Adsorption an Bodenkolloide, Penetration in Wachsschichten) wirken auf die Verdunstungsraten. Die Struktur des angetrockneten Spritzbelags sowie Menge und Zusammensetzung der Matrix aus Formulierungs- und Beistoffen bestimmen den Transport der Wirkstoffmoleküle durch die Phasengrenzschicht (HURLE et al., 1994).

Hauptsächlich Regen, Schnee und Nebel, also feuchte Deposition, erzeugen in Deutschland eine Gesamtdeposition von etwa 50 kg/a, pro Hektar und Jahr 0,1 g.

Durch Auswaschung sind die höchsten Konzentrationen von Pestiziden zu Beginn eines Niederschlagsereignisses festzustellen. Im Vergleich zu den übrigen Eintragswegen sind Depositionseinträge eher von geringerer Bedeutung (HUBER, 1998).

2.1.6 Direkt- und Punkteinträge

Oft gelangen durch Niederschläge angetrocknete Restmengen, die beim Ansetzen der Sprühbrühe, Reinigen der Sprühgeräte oder bei der Restmengenentsorgung anfallen, von befestigten Hofflächen in kommunale Kläranlagen oder direkt in Oberflächengewässer.

In der Bundesrepublik Deutschland fallen pro Jahr über 1000 t an Spritzbrühresten an. Landwirte sollen nach Empfehlung der Länderarbeitsgemeinschaft (LAGA) Spritzbrühreste im Verhältnis 1:10 verdünnen und auf dem bereits behandelten Bestand ausbringen. Die Menge an Rückständen in Behältern, nicht mehr benötigten oder veralteten Mitteln, deren Zulassung ausgelaufen ist, beläuft sich auf ca. 950 t jährlich (SABROWSKI et al., 1989).

Es wird geschätzt, dass den bedeutendsten Teil der Pestizideinträge in Bäche und Flüsse die Direkteinträge, wie Hofabläufe oder Einleitungen aus Produktions- und Formulierungsanlagen, ausmachen. Die Hofeinträge summieren sich auf 18 t pro Jahr. Besondere Bedeutung kommt in diesem Zusammenhang auch der Größe landwirtschaftlicher Betriebe bzw. der Anzahl Spritzgeräte pro Gebietseinheit zu. In den kleinbäuerlichen Gebieten Süddeutschlands sind 40 Geräte pro 1000 ha zu finden. In den ostdeutschen Bundesländern oft nur 1 Gerät / 1000 ha, was die Gefahr einer möglichen Kontamination der Oberflächengewässer erheblich verringert (BACH et al., 2000).

2.2 Verhalten in Oberflächengewässern

Das Verhalten von Pflanzenschutzmitteln in Oberflächengewässern wird von zahlreichen biologischen, chemischen und physikalischen Parametern und vom Wirkstoff selbst bestimmt.

2.2.1 Verdünnung und Verteilung

Die Wirkstoffe können in gelöster und sorbierter Form in die Gewässer gelangen. An Boden- oder Staubpartikeln gebundene Wirkstoffe werden zunächst mit diesen im Wasser verteilt. Abhängig von der Größe der Partikel als auch der Fließgeschwindigkeit des Gewässers folgen Sedimentation oder horizontaler Abtransport in suspensierter Form. Dies kann eine Fraktionierung des Sediments und der sorbierten Wirkstoffe in horizontaler Richtung bewirken.

Werden Pflanzenschutzmittel in gelöster Form eingetragen, dann ist allgemein eine homogene Verteilung der Wirkstoffe in der wässrigen Phase zu beobachten. Die homogene Verteilung ist jedoch in Gewässern mit Wärmeschichtung oft durch langsame Diffusionsprozesse erheblich eingeschränkt, weshalb temporär unterschiedliche Wirkstoffkonzentrationen festgestellt werden können (PIONKE und CHESTERS, 1973).

Die Verdünnung ist der entscheidende Vorgang zur Verringerung der Konzentrationen in Gewässern (HILL und WRIGHT, 1978)

2.2.2 Verflüchtigung

Die physikalischen Werkstoffeigenschaften (Dampfdruck, Wasserlöslichkeit, Polarität), die Wassertemperatur, Turbulenzen im Wasser und in der Atmosphäre bestimmen die Verflüchtigung von Pflanzenschutzmitteln von Wasseroberflächen. Hoher Dampfdruck und hohe Konzentrationen fördern die Verflüchtigungsrate ebenso wie hohe Wassertemperaturen und Turbulenzen an der Wasseroberfläche. Sorbentien (wie z.B. Boden oder Pflanzenmaterial) verringern die Rate in vielen Fällen (MUIR, 1991).

Die Verflüchtigungsraten verschiedener Wirkstoffe können von Wasseroberflächen höher sein als von Bodenoberflächen. Für einzelne Wirkstoffe stellt somit die Verflüchtigung von Wasseroberflächen einen nicht zu vernachlässigenden Weg zur Konzentrationsverringerung in Gewässern dar, für andere jedoch nur eine untergeordnete Rolle (HURLE und LANG, 1994).

2.2.3 Adsorption

Die Adsorption an Sedimente und suspendierte Partikel ist bei der Verteilung der Wirkstoffe im System Wasser-Sediment von Bedeutung. Die sorbierte Menge wird durch Eigenschaften der Wirkstoffe, des Sediments und Wassers und der Konzentration der Wirkstoffe im Wasser bestimmt. Ein hoher pH-Wert bewirkt z.B. eine geringere Adsorption von schwach basischen Verbindungen.

In vielen Untersuchungen konnte festgestellt werden, dass die Konzentrationen der Wirkstoffe im Sediment oft beträchtlich höher sind als im Wasser, da meist nach kurzer Zeit ein Großteil des Pflanzenschutzmittels an das Sediment sorbiert (SCHULZ, 1997; PIONKE und CHESTERS, 1973). So ergaben Laborstudien (GRAETZ et al., 1970) mit natürlichem Sediment und der Anwendung von Parathion, dass bereits innerhalb eines Tages 21 % der zugegebenen Wirkstoffmenge an das Sediment sorbiert war. Wurde das Verhältnis Wasser/Sediment von 50:1 auf 16:1 verringert, konnte sogar eine Verdopplung der Sorption nachgewiesen werden.

Die Adsorption der Wirkstoffe findet aber nicht nur an Bodensedimenten, sondern auch an Trübstoffen statt. Trübstoffe sorbieren oft noch besser als das Sediment, wegen des meist verhältnismäßig geringen Gehalts an Trübstoffen im Gewässer wird ihnen jedoch keine größere Bedeutung eingeräumt.

Die Adsorption stellt einen weiteren entscheidenden Faktor für die Verringerung der Wirkstoffkonzentrationen in Gewässern dar. Sorptionsvorgänge sind aber Gleichgewichtsreaktionen und damit umkehrbar. Die Desorption von Pflanzenschutzmittelwirkstoffen verläuft in vielen Fällen langsamer als die Sorption, kann aber zu einer lang anhaltenden Kontamination des Gewässers führen (MUIR, 1991).

2.2.4 Absorption

Organismen (Mikroben, Plankton, Algen, Makrophyten, Wasserfauna) können Wirkstoffe über die äußere Hülle und über die Nahrung aufnehmen. Es werden folgende Fälle unterschieden (PARLAR und ANGEHÖFER, 1991):

- **Biokonzentration:** Anreicherung einer Chemikalie durch Aufnahme aus dem umgebenden Medium. Die Aufnahme über die Nahrung bleibt unberücksichtigt
- **Biomagnifikation:** Anreicherung einer Chemikalie durch Aufnahme über die Nahrung. Die Aufnahme über die Körperoberfläche bleibt unberücksichtigt
- **Bioakkumulation:** Anreicherung über beide Wege

Vor allem Wasserpflanzen, die durch starken Massenwuchs gekennzeichnet sind, können die Wirkstoffkonzentrationen im Wasser verringern (HILL und WRIGHT, 1978).

2.2.5 Abbau

In aquatischen Systemen finden photolytische, chemische und biologische Abbauprozesse statt, die Pflanzenschutzmittel endgültig aus der Biosphäre beseitigen können.

Photolyse

Unter Photolyse versteht man allgemein die Spaltung eines Moleküls durch die Bestrahlung mit Licht. Photolytische Prozesse finden hauptsächlich in der Atmosphäre und in Oberflächengewässern statt, in die Pflanzenschutzmittel durch Drift, Erosion oder Versickerung geraten. Aber auch auf Pflanzen- oder Bodenoberflächen ist Photolyse möglich. Für die direkte Photolyse ist die Sorption des Sonnenlichts durch das Pestizid nötig. Dafür muss sich das Absorptionsspektrum des Pestizids mit dem des einfallenden Sonnenlichts überlappen. Da Licht im Wellenlängenbereich unter 290 nm durch Ozon in der Atmosphäre absorbiert wird, kann die Photolyse nur bei Substanzen erfolgen, die einen genügend hohen Extinktionskoeffizienten oberhalb von 290 nm besitzen. Bindungen des Pestizids an Oberflächen können die Absorptionseigenschaften der Substanzen nach kleineren oder größeren Wellenlängen verschieben.

Bei der indirekten Photolyse absorbiert nicht das Pestizid das Sonnenlicht, sondern eine andere Substanz, die Abbau-Reaktionen bewirkt. Huminstoffe, Tonminerale und Übergangsmetalle leiten in vielen Fällen die indirekte Photolyse ein (HAIDER und SCHÄFFER, 2000)

Meist sind die indirekten Reaktionen gegenüber der direkten Photolyse nur dann von Bedeutung, wenn die Substanz selbst keine Wellenlängen des solaren Immissionsspektrums absorbieren kann oder die Quantenausbeute sehr gering ist (HURLE und LANG, 1994).

Chemischer Abbau

In aquatischen Systemen spielt vor allem die Hydrolyse (Spaltung einer chemischen Verbindung durch Reaktion mit Wasser) eine Rolle; Oxidationen, Reduktionen und Decarboxylierungen weniger (HOLLER et al., 1996; HURLE und LANG, 1994).

Biologischer Abbau

Aquatische Organismen nehmen Pflanzenschutzmittel nicht nur auf, sondern können diese auch z.B. durch Oxidationen, Reduktionen, Hydolyse ab- und umbauen.

Abbauewege und -raten sind vom Gesundheits- und Ernährungszustand des Organismus, vom Alter und den Umweltbedingungen abhängig.

In diesem Zusammenhang ist besonders der mikrobielle Abbau bedeutend (HURLE und LANG, 1994).

2.3 Verhalten im Boden

Es bestehen enge Zusammenhänge zwischen der chemischen Struktur von Pflanzenschutzmitteln und ihrer Stabilität im Boden, bedingt durch die zugehörigen physikalischen, chemischen und biologischen Prozesse. Die Struktur des Wirkstoffs beeinflusst dessen potentielle Abbaubarkeit und Verteilung auf die festen, flüssigen und dampfförmigen Phasen im Boden (HANCE und FÜHR, 1994).

Das Verhalten der Pflanzenschutzmittel im Boden wird durch physikalische, chemische und biologische Prozesse bestimmt.

2.3.1 Physikalische Prozesse

Die bedeutendsten physikalischen Prozesse, welche Aufnahme, Verlagerung und Abbau eines Wirkstoffes bestimmen, sind Sorption und Einschluss in Bodenporen. Adsorption ist der Prozess, durch den gelöste oder gasförmige Stoffe aus der Lösungs- oder Gasphase in die Festphase überführt werden. Sie wird häufig durch die Freundlich-Sorptionsgleichung beschrieben. Als Desorption wird der Umkehrprozess bezeichnet. Adsorption und Desorption streben einen Gleichgewichtszustand an. Die Adsorption erfolgt gewöhnlich sehr viel schneller als die Desorption.

Inaktiv werden Wirkstoffe von Pflanzenschutzmitteln auch, wenn sie in unbeweglichem Wasser in Bodenporen eingeschlossen sind (HAIDER und SCHÖFFER, 2000).

2.3.2 Chemische Prozesse

Auf Oberflächen sind Pflanzenschutzmittel der solaren Strahlung ausgesetzt. Hierbei treten direkte photolytische Prozesse, aber auch indirekte Photolysemechanismen auf, die zum Abbau der Pflanzenschutzmittel beitragen. Die photochemischen Vorgänge werden durch Bodenart, Feuchtegehalt, Korngröße, Bodentiefe und Art der im Boden vorkommenden Spezies bestimmt.

2.3.3 Biologische Prozesse

In zahlreichen Studien wurde belegt, dass die biologischen Prozesse für die Umwandlung und den Abbau von Pflanzenschutzmitteln am wichtigsten sind. Mikroorganismen sind verantwortlich für z.B. Dealkylierung, Decarboxylierung, Hydrolyse etc. der Wirkstoffe. Die mikrobielle Aktivität im Boden wird bestimmt von Faktoren wie Bodentyp und -eigenschaften, Temperatur, Feuchte, Nährstoffangebot und Durchlüftung. Viele Wirkstoffe werden z.B. bei einem niedrigem pH-Wert langsamer abgebaut.

FREHSE und ANDERSON (1983) heben drei Faktoren für den mikrobiellen Abbau im Boden hervor:

1. Verfügbarkeit einer Substanz für die Organismen.
2. Menge der mikrobiellen Biomasse und ihre Abbaukapazität.
3. Aktivitäts- oder physiologische Zustand der Organismen, Wasserzustand des Bodens, Häufigkeit und Menge der Applikation.

2.3.4 Abbau im Boden

Die mittlere Verweilzeit oder Halbwertszeit Dt_{50} beschreibt die Zeit, die nötig ist, um die Hälfte der Ursprungsmenge eines Stoffes im Boden abzubauen. Mit Hilfe des Dt_{50} -Werts lassen sich Wirkstoffe als wenig persistente ($Dt_{50} < 30$ Tage), mäßig persistente ($Dt_{50} = 21 - 90$ Tage) und sehr persistente ($Dt_{50} > 90$ Tage) Substanzen klassifizieren (SCHINKEL, 1995).

Für den Abbau von Pflanzenschutzmitteln im Boden sind die bereits beschriebenen physikalischen, chemischen und biologischen Prozesse verantwortlich. Der Abbau und damit auch die Persistenz eines Pflanzenschutzmittels im Boden werden durch Faktoren wie Klima, Humusgehalte, Textur, pH-Wert, Wasserversorgung, Bepflanzung und die PSM-Anwendung selbst beeinflusst (HANCE und FÜHR, 1994).

Im Boden setzen biotische und abiotische Reaktionen die Wirkstoffe um. Die Umsatzraten steigen allgemein bei Erhöhung der Temperatur („van't Hoff'sche Regel“), wenn sich die Temperatur im Toleranzbereich der am Umsatz beteiligten Organismen befindet. Auch der Feuchtegehalt des Bodens ist für den Abbau relevant. Der Abbau erfolgt unter für Bodenorganismen optimalen Bedingungen rascher. Bei höherer Bodenfeuchte steigt die Verfügbarkeit an gelösten Wirkstoffen und somit der potentielle Abbau, aber auch die daraus resultierende Toxizität gegenüber Zielorganismen.

Dass bodeneigene Faktoren den Abbau entscheidend beeinflussen, zeigen Laboruntersuchungen unter standardisierten Bedingungen (konstante Feuchte und Temperatur). Für das Herbizid Glyphosat konnten bei einem Experiment mit vier verschiedenen Böden Schwankungen des Dt_{50} -Werts um das 19fache beobachtet werden (HAIDER, 1985). Glyphosat wird im Boden durch Mikroorganismen verhältnismäßig schnell abgebaut. Untersuchungen (FENG und THOMPSON, 1990) ergaben für Feldböden Dt_{50} -Werte von etwa 14 Tagen.

Die Abbauraten chemischer Substanzen werden zudem von Sorption und Desorption an Bodenpartikel, für die hauptsächlich die Gehalte an Huminstoffen verantwortlich gemacht werden, bestimmt.

2.4 Wirkungen der Pestizide auf Organismen

2.4.1 Herbizide

Herbizide lassen sich in unterschiedliche Klassen unterteilen, je nach Wirkungsort und -mechanismus (HAIDER und SCHÄFFER, 2000):

1. Wirkungen auf die Photosynthese

Zahlreiche Herbizide beeinflussen den durch das Photosystem II bewirkten Elektronentransport. Zu den sogenannten PSII-Herbiziden gehören Harnstoff-Derivate wie z.B. Diuron und Methabenzthiazuron sowie verschiedene symmetrische Triazine (1,3,5-Triazine Simazin, Atrazin, Terbutylazin usw.) und asymmetrische 1,2,4-Triazine (Metribuzin oder Metamitron).

2. Wirkungen auf die Synthese der Carotinoide

Diese Gruppe greift indirekt in den Photosyntheseprozess ein.

Sie schädigt den Photosyntheseapparat oder baut diesen ab und bewirkt dadurch einen Chloroseeffekt. Zum Beispiel bilden kationische Herbizide wie Paraquat und Diquat als Totalherbizide durch Licht und Sauerstoff Sauerstoff-Radikale, die Schäden der Chloroplasten und der photosynthetischen Pigmente verursachen.

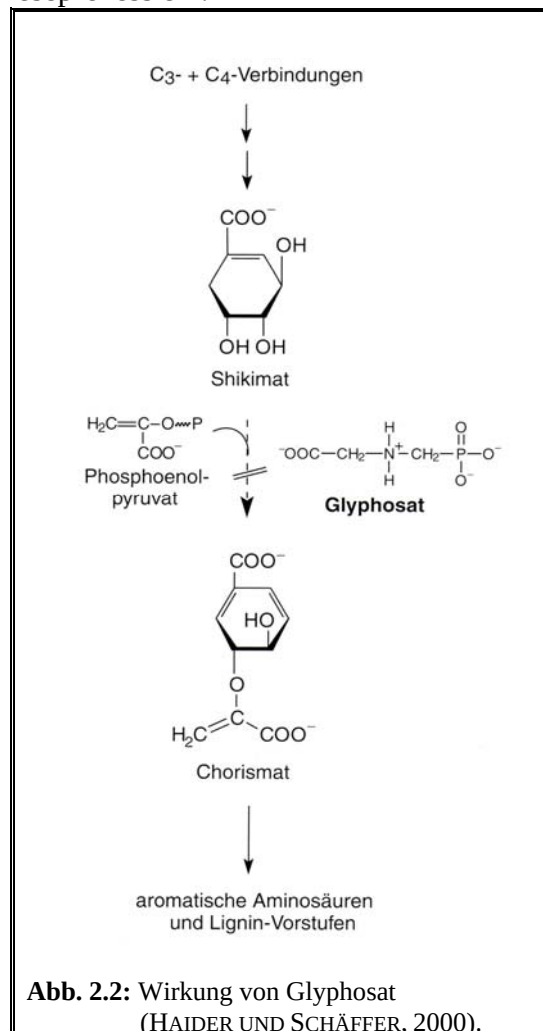
Nitrodiphenylether (wie Nitrofen, Aclonifen) unterdrücken Schritte der Chlorophyll-Bildung auf der Stufe des Protoporphyrins, wodurch Chloroplasten-Membrane geschädigt werden.

Andere Herbizide (z. B. Aminotriazole) beeinflussen die Synthese der Carotinoide und des Chlorophylls. Sie schädigen irreversibel die Chloroplasten, was zum Absterben der Pflanzen führt.

3. Hormonelle Wirkung

Als Wuchsstoffherbizide bezeichnete Wirkstoffe der Vertreter der Aryloxyalkansäuren (Phenoxycarbonsäuren) zählen zu den am häufigsten eingesetzten Herbiziden zur Bekämpfung dikotyler Unkräuter in monokotylen Getreidekulturen. Ihre Auxin-artige Wirkung bewirkt ein unregelmäßiges Wachstum, besonders der Gewebe in Nähe des Meristems.

Ähnliche Wirkungen weisen auch Vertreter wie Dicamba, die sich von Benzoesäuren und Benzonitrilen ableiten auf. Vergleichbar verhalten sich zudem die 2,3,6-Trichlorbenzoesäure und das Quinmerac.



4. Wirkungen auf die Biosynthese von Aminosäuren

Wirkstoffe wie Phosphinothricin (Glyfosinat, Basta) und Methioninsulfoximin wirken auf die Synthese von Glutamat und Glutamin. Die daraus resultierende toxische Anhäufung von Ammonium beeinflusst die Photosynthese der Unkräuter.

Das sehr häufig applizierte Totalherbizid Glyphosat ist „nichtselektiv“ und greift in die Biosynthese der Aromaten ein (Abb. 2.2). Mittlerweile wird es häufig selektiv in Kulturen, die durch genetische Veränderungen eine Herbizidresistenz aufweisen, eingesetzt.

5. Wirkungen auf die Zellteilung

Dinitroanilin-Derivate beispielsweise hemmen die Kern- bzw. Zellteilung bei der Ausbildung der Spindelfasern. Zu dieser Gruppe gehören unter anderem: Trifluralin, Benefin, Pendimethalin. Ähnlich wirken die Phenylcarbamate (wie Protham oder Chlorpropan), die darüber hinaus in die Photosynthese eingreifen.

2.4.2 Insektizide

1. Organochlor-Insektizide

Wirkstoffe dieser Gruppe wie DDT oder Lindan waren weit verbreitet, aber wegen ihres geringen biotischen und abiotischen Abbaus wurden sie in Westeuropa und den USA in den letzten Jahren zunehmend weniger eingesetzt.

Sie wirken bei Insekten allgemein als Nervengifte. Lindan und Aldrin greifen das zentrale, DDT das periphere Nervensystem der Zielorganismen an. Durch das Verhindern des Öffnens und Schließens von Poren in den Nervenmembranen wird die Durchlässigkeit für Natrium-, Kalium- und Calcium-Ionen verringert. DDT hemmt zusätzlich die für die Energiegewinnung wichtige ATPase, wodurch die Versorgung der „Natrium-Kalium-Pumpe“ in den Nervenmembranen keine Energie erhält.

2. Organophosphate und Carbamate

Organophosphat-Ester bewirken eine interzelluläre Reizunterbrechung und greifen daher das Nervensystem an. Das Enzym Acetylcholin-Esterase wird durch Organophosphat-Ester phosphoryliert anstatt acetyliert. Carbat-Insektizide weisen einen ähnlichen Wirkmechanismus auf.

3. Benzoylphenylharnstoffe

Die Wirkstoffgruppe der Benzoylphenylharnstoffe (z.B. Diflubenzuron) blockiert die Chitin-Biosynthese. Die Larven und die sich daraus entwickelnden Insekten können somit keinen Chitin-Panzer bilden.

4. Bacillus thuringensis

Die toxischen Inhaltsstoffe von Bacillus thuringensis werden häufig genetisch zur selektiven Bekämpfung einzelner Schadinsekten in Nutzpflanzen eingebaut.

Ein vom Bakterium und seinen Varietäten produziertes Prototoxin wird zum aktiven Toxin hydrolysiert, wodurch im Verdauungssystem die Membranpermeabilität der Epithelzellen Veränderungen zeigt.

2.4.3 Fungizide

1. Wirkungsmechanismen nichtsystemischer Fungizide

Die Metall-Verbindungen in Form von Salzen oder organischen Verbindungen sind die ältesten Vertreter der Herbizide. Besonders wirksam sind die Übergangsmetalle wie z.B. Silber, Quecksilber oder Kupfer. Ihre genaue Wirkweise ist noch weitestgehend unerforscht. Man vermutet Reaktionen der Wirkstoffe mit essentiellen SH-Gruppen von Enzymen, wodurch diese inaktiv werden.

Verschiedene, von Dinitrophenolen abgeleitete Fungizide wirken fungitoxisch, indem sie die oxidative Phosphorylierung entkoppeln.

2. Wirkungsmechanismen systemischer Fungizide

Die voll- und teilsystemischen Fungizide bekämpfen auch Haustorien (Saugorgan zur Nährstoffaufnahme) und Mycelien der Schadpilze innerhalb der Pflanzen. Der Transport vollsystemischer Fungizide erfolgt über Phloem und Xylem der Pflanze, teilsystemische nur über das Xylem.

2.5 Fazit

Pestizide lassen sich nach Zielorganismen in unterschiedliche Gruppen einteilen. Die aufgrund ihrer Anwendungshäufigkeit wichtigsten Gruppen sind die Herbizide, Fungizide und Insektizide.

In Oberflächengewässer gelangen Pestizide durch Bodenerosion und Oberflächenabfluss, Versickerung, Abdrift, Dränabfluss bzw. Zwischenabfluss, Verdunstung mit anschließender Deposition, landwirtschaftlicher Direkteinträge und kommunale bzw. industrielle Einträge. In landwirtschaftlich geprägten Gebieten, wie dem in dieser Arbeit untersuchten Versuchsgebiet „Löchernbach“, stellt in den meisten Fällen der Oberflächenabfluss den Hauptweg des Pestizideintrags in Oberflächengewässer dar. Hohe Belastungen sind besonders bei den ersten stärkeren Niederschlägen nach einer Applikationen zu erwarten.

Im Wasser angekommen unterliegen die Pestizide komplexen Prozessen wie Verdünnung, Verteilung, Adsorption, Absorption und Abbau.

3 Bioassays

Der Begriff „bioassay“ ist die Abkürzung von „biological assay“ und bedeutet übersetzt allgemein „Biotest“. Bioassays dienen der Bestimmung von Effekten einer oder mehrerer Substanzen auf Lebewesen. Sie können sowohl qualitativ als auch quantitativ eingesetzt werden.

Bioassays bieten die Möglichkeit, als Feld- oder Laboruntersuchungen bestimmte Substanzen aufzuspüren oder deren Effekte zu bestimmen. Um die relativen Ausmaße der Effekte bestimmen zu können, werden Vergleiche mit Kontrollen, die von der zu untersuchenden Substanz unbeeinflusst sind, durchgeführt (LANDAU, 1986).

Als Bioassays können allgemein alle Tests bezeichnet werden, bei denen Organismen zu Versuchszwecken speziell eingesetzt werden, um Effekte einer oder mehrerer Substanzen abzuschätzen.

3.1 Verfahren zur Bestimmung der (Öko-)Toxikologie

In der Literatur sind zahlreiche Testverfahren und -systeme zur Ermittlung der Ökotoxikologie von Pestiziden beschrieben. Die Begriffe und Definitionen überschneiden sich häufig und lassen sich daher nicht immer scharf abgrenzen.

Unter „Biomonitoring“ versteht man das regelmäßige Überwachen, Beobachten und Messen des Zustandes und Bestandes von Pflanzen und Tieren und deren Gemeinschaft. Aus Veränderungen des Zustands bzw. Bestandes werden Rückschlüsse auf Quantität und Qualität von Umweltveränderungen anthropogenen Ursprungs gezogen. Die Veränderungen werden mit Hilfe von Bioindikatoren, unter Ausnutzung der indikativen Eigenschaften dieser Organismen, bestimmt (LAWA, 2000).

Das Biomonitoring wird typischerweise in zwei Ansätze unterteilt (ROSENBERG und RESH, 1993):

- Die Beurteilung von Pflanzen- und Tiergemeinschaften. Bei diesem Ansatz wird ein gesamter, bereits bestehender Bestand und dessen Verhaltensmuster, Artenzusammensetzung, Mortalität etc. beobachtet.
In aquatischen Ökosystemen stellen Invertebraten, Algen, Makrophyten, Fische und Amphibien beliebte Bioindikatoren dar.
- Bioassays, bei denen Organismen speziell exponiert werden, können Bestandteil des Biomonitorings sein. Typische Bioindikatoren sind hier z.B. Frösche, Fische und Daphnien (Wasserflöhe).

Wilfried HUBER (1992) nimmt eine Unterteilung der Prüfverfahren in „Mono-Spezies-Test“ (Labor) bis hin zu „in situ-Untersuchungen“ (Abb. 3.1) in natürlichen Systemen vor.

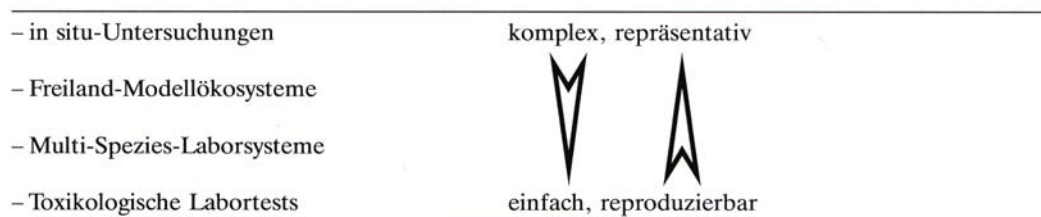


Abb. 3.1: Unterteilung der Prüfverfahren nach Wilfried HUBER (1992).

Mono-Spezies-Tests

In Labortests werden hauptsächlich Einzelorganismen (Mono-Spezies-Tests) unter optimalen Bedingungen beobachtet. Weder Wechselwirkungen zwischen verschiedenen Trophieebenen (z.B. Räuber-Beute-Beziehungen) noch Konkurrenzbedingungen in einer Trophieebene werden berücksichtigt. Diese Tests sind oft nur kurzfristig angelegt, weshalb z.B. Abhängigkeiten von der Jahreszeit oder Langzeiteffekte keine genauere Beachtung finden. Die Übertragbarkeit der im Labor gewonnenen Daten auf die komplexen Freilandsysteme ist beschränkt. Ein Vorteil der Mono-Spezies-Tests liegt in der vergleichsweise einfachen Durchführbarkeit. Darüber hinaus lassen sie sich standardisieren und somit relativ gut reproduzieren. Für die Etablierung nationaler Richtlinien und international anerkannter Tests (z.B. OECD) ist eine gute Reproduzierbarkeit Voraussetzung (APEL, 1994). Einen weiteren Vorteil bei Mono-Spezies-Tests bietet die Möglichkeit, klar definierte Endpunkte festzulegen (CAIRNS, 1988).

Bei akuten Tests wird in der Regel die Konzentration, bei der in einem gewissen Zeitraum 50 % der Testorganismen überleben [„Letale Konzentration“, z.B. $LC_{50}(48h)$] oder 50 % der Organismen noch mobil (z.B. bei Daphnien) sind, ermittelt. Subletale Effekte werden oft nur dann erfasst, wenn sie zu Auffälligkeiten in Verhalten, Morphologie, Färbung, Gewicht, Wachstum oder Reproduktion, also zu beobachtbaren Veränderungen führen (APEL, 1994).

Mono-Spezies-Tests finden bei Zulassungsverfahren von Pflanzenschutzmitteln Anwendung. So werden u.a. für verschiedene Organismen (meist Daphnien, Regenbogenforellen und eine Algenart) verschiedene toxikologische Parameter (z.B. LC_{50}) in akuten, meist maximal wenige Tage dauernden Labortests ermittelt.

Für die Dauer chronischer Versuche ist häufig die Generationszeit ausschlaggebend. So dauern chronische Tests mit Wasserflöhen (*Daphnia magna*) meist 14 bis 21 Tage, bei Dickkopffritzen (*P. promelas*) kann die Durchführung 275 bis 300 Tage betragen (FENT, 2007).

Multi-Spezies-Tests

Neben den Mono-Spezies-Tests (oder auch „Singlespezies-Tests“) an einzelnen Arten kommen auch weit komplexere Testsysteme zum Einsatz. Dabei reicht das Spektrum von Multi-Spezies-Laborsystemen bis hin zu Freilandmodellökosystemen stehender und fließender Gewässer. Multi-Spezies-Tests ermöglichen es, durch ihre Komplexität gegenüber Mono-Spezies-Tests sekundäre Effekte einer Chemikalienkontamination auf die Struktur und die Funktion einer Organismengemeinschaft zu erfassen. Jedoch zeigen sie eine schlechtere

Standardisierbarkeit der Testbedingungen und Reproduzierbarkeit der Testergebnisse. Auch Aufwand und Zeitbedarf sind meist erheblich größer (HUBER, 1994).

Künstliche Labor- oder Freiland-Modellökosysteme nehmen eine Zwischenstellung zwischen toxikologischen Laboruntersuchungen und Feldstudien ein. Es wird versucht, ein funktionierendes, ganzes System zu überprüfen. Im Gegensatz zu in situ-Untersuchungen sind experimentelle Kontrollen vorhanden und Wiederholungen der Untersuchungen zur statistischen Absicherung der Ergebnisse möglich.

Modellökosysteme weisen in Abhängigkeit von der zu prüfenden Substanz häufig höhere Empfindlichkeiten auf, als es durch die Mono-Spezies-Tests im Labor voraussagbar gewesen wäre. Dies gilt weniger für Insektizide, bei denen die als toxisch einzustufenden Konzentrationen im etwa selben Bereich liegen, jedoch bei Herbiziden und anderen Verbindungen sind die Modellökosysteme meist empfindlicher als Mono-Spezies-Labortests (HUBER, 1992).

Zahlreiche Versuche mit Modellökosystemen im Freiland wurden beispielsweise von HUBER et al. (1998) durchgeführt. Modellsysteme bestehend aus rechteckigen Kunststoffbecken (ca. 4,00 x 1,00 x 1,00 m) wurden mit Sediment eines Baches und Makrophyten ausgestattet, somit Produzenten, Konsumenten und Destruenten in das System gebracht. Während einer Entwicklungsphase von etwa 18 Monaten stellten sich im Becken weitgehend cyclisch-stabile Bedingungen, vergleichbar mit den Verhältnissen eines kleinen, flachen Teiches ein.

Verschiedene Belastungsszenarien mit unterschiedlichen Pflanzenschutzmitteln konnten durchgespielt und Änderungen der Artenzusammensetzung von Flora und Fauna beobachtet werden.

Mikrokosmen und Mesokosmen sind ein Teil oder Ausschnitt eines natürlichen Ökosystems, das für wissenschaftliche Untersuchungen unter kontrollierbare, manipulierbare und wiederholbare Bedingungen gestellt werden soll (STAY et al., 1989).

Mesokosmos-Anlagen kommen z.B. in den USA bei der Pflanzenschutzmittelprüfung zum Einsatz. Die Anlagen nach Vorgaben der US-EPA bestehen aus zwölf künstlich angelegten Einzelteichen, die vor Versuchsbeginn über ein Leitungsnetz miteinander verbunden sind. In einer Vorphase soll durch Umpumpen des Wassers zwischen den einzelnen Teichen in allen Systemen eine vergleichbare Ausgangsbiozönose an Invertebraten und Phytoplankton entstehen. Anschließend werden alle Teiche mit Fischen der Art Bluegill-Sonnenbarsch besetzt und mit Pflanzenschutzmitteln kontaminiert (HUBER, 1994).

Als Beispiel für in-situ-Untersuchungen direkt an natürlichen Gewässern können von LIESS (1993) durchgeführte Beobachtungen in einem hauptsächlich landwirtschaftlich genutztem Untersuchungsgebiet nördlich von Braunschweig angeführt werden. In den Jahren 1987 und 1988 wurden Makroinvertebraten-Gemeinschaften an 20 Untersuchungsstellen beobachtet. Mit Hilfe von Surber-Samplern konnte die Zusammensetzung der Lebensgemeinschaften und mit Boden-Driftnetzen die Driftreaktion der Organismen an repräsentativen Stellen erfasst und in Zusammenhang mit dem Oberflächenabfluss bzw. Insektizideinträgen gebracht werden. Um den Einfluss der Pestizideinträge möglichst von weiteren auf die Organismen wirkenden Stressoren (wie den hydraulischen Stress) zu trennen, wurden zusätzliche Test durchgeführt, die sich den Freiland-Modellökosystemen zuordnen lassen. So wurden erst in mit Substrat gefüllten und mit Kreiselumpen ausgestatteten künstlichen Gerinnen (7,00 x 0,2 m) die „natürlichen“ Driftreaktionen auf künstlich erzeugte Flutwellen (hydraulischer Stress) protokolliert, anschließend mit den Driftreaktionen auf künstliche Flutwellen und zusätzlichen Insektizideinträgen (hydraulischer Stress + Insektizid-Stress) verglichen.

HUBER (1992) hält zwar ökotoxikologische Prüfungen direkt in natürlichen Systemen am sinnvollsten, als problematisch erweist sich jedoch oft die Suche nach einer unbelasteten Kontrolle, welche erst die Unterscheidung von systembedingten und schadstoffbedingten Effekten ermöglicht. Zudem ist in den meisten Fällen eine experimentelle Wiederholung, um Ergebnisse hinreichend statistisch abzusichern, nicht möglich.

GUNKEL (1994) hingegen unterteilt die unterschiedlichen Testverfahren in toxikologische und ökotoxikologische Verfahren. Toxikologische Experimente finden unter weitgehend standardisierten Bedingungen im Labor statt, während ökotoxikologische Versuche durch variable in situ-Bedingungen oder ökosystemnahe Freilandbedingungen charakterisiert sind.

3.2 Auswahl der Testorganismen

Die zahlreichen aquatischen Lebewesen unterscheiden sich erheblich in Größe, Physiologie, Entwicklungs- und Lebenszyklus sowie ökologischen Ansprüchen und Verbreitung. Für Ökotoxikologische Tests werden repräsentative Vertreter ausgewählt, die unterschiedliche trophische Stufen vertreten, da sich die Gesamtheit der Organismen eines Ökosystems nicht untersuchen lässt (APEL, 1994).

Vier Organismengruppen unterschiedlicher Entwicklungsstufen werden in vielen (öko-)toxikologischen Überprüfungen als Standard-Testorganismen verwendet, die zugleich ökosystemale Funktionen repräsentieren:

- Bakterien (*Pseudomonas putida*, *Photobacterium phosphoreum*)
- Grünalgen (*Scenedesmus subspicatus*)
- Wasserflöhe (*Daphnia Magna*)
- Fische (*Leuciscus idus*, *Brachydanio rerio*)

Bakterien spielen eine bedeutende Rolle im Kohlenstoffkreislauf als Destruenten, Grünalgen betreiben als Primärproduzenten Photosynthese, Wasserflöhe sind Mehrzeller und zur Synthese von Chitin zum Aufbau des Skeletts fähig, und Fische sind hochgradig differenzierte Wirbeltiere mit Organen. Sie besitzen u. a. ein Gehirn sowie ein angeborenes und erlerntes Verhalten (GUNKEL, 1994).

Allgemein ist die Auswahl der in Frage kommenden Testorganismen limitiert, da nicht alle Spezies ganzjährig verfügbar sind oder sich im Falle von Labortests nicht züchten und halten lassen. Vorteilhaft sind ein relativ hohes Maß an Sensitivität, ein breites Reaktionsspektrum und eine möglichst große Verbreitung der Testorganismen.

Die Empfindlichkeit einzelner Arten kann von Substanz zu Substanz sehr unterschiedlich sein, da viele Verbindungen selektiv wirken. Wegen dieser selektiven Wirkung von Chemikalien kann eine einzelne Art nicht stellvertretend für andere stehen. Zwischen einzelnen Arten wurden bereits Empfindlichkeitsunterschiede um den Faktor 10-1000 festgestellt. Selbst nah verwandte Arten weisen teils deutliche Unterschiede hinsichtlich ihrer Empfindlichkeit gegenüber Chemikalien auf (FENT, 2007).

Der Vergleich akuter LC₅₀-Werte, die mit 112 Pflanzenschutzmitteln an verschiedenen Testfischen bestimmt wurden, lieferte unterschiedliche Empfindlichkeiten: Salmoniden waren in 54 %, Barsche in 34 %, Gabelwelse in 8 % und Karpfenfische in 4 % der Fälle am empfindlichsten (JOHNSON und FINLEY, 1980 in APEL, 1994). Bei den Invertebraten (Wirbellosen) zeigten sich Wasserflöhe (*Daphnia magna*) im Vergleich als sehr sensibel gegenüber verschiedenster Chemikalien wie Phosphorsäureestern.

In Untersuchungen mit 14 verschiedenen Insektiziden wurde ein Trend abnehmender Sensitivität ermittelt (MAYER und ELLERSIECK, 1988 in APEL, 1994):

- Steinfliegen (*Claasenia sabulosa*, *Pteronarcys californica*, *Pteronarcella badia*)
- Garnelen (*Palaemonetes kadiakensis*)
- Wasserflöhe (*Daphnia magna*, *Daphnia pulex*)
- Amphipoden (*Gammarus fasciatus*)
- Wasserflöhe (*Simocephalus serrulatus*)
- Regenbogenforelle (*Onkorhynchus mykiss*, *Salmo gairdneri*)
- Wasserasseln (*Asellus brevicaudus*)
- Sonnenbarsch (*Lepomis macrochirus*)

Die Autoren halten deshalb, neben den üblichen Tests an Regenbogenforellen und Daphnien, auch Untersuchungen an Amphipoden und Steinfliegen für sinnvoll.

Bei der Auswahl der Testorganismen sollten folgende Fragen berücksichtigt werden (HOLLER et al., 1996):

- ⇒ Sollen die Testorganismen bedeutende Vertreter einer relevanten Biozönose sein?
- ⇒ Sollen diese gegenüber der Testsubstanz besonders empfindlich sein?
- ⇒ Sind die ausgewählten Arten repräsentativ für andere (unter Umständen ökologisch bedeutende oder besonders seltene) Arten, die ähnliche ökologische Nischen einnehmen, ähnlich empfindlich oder systematisch verwandt sind?
- ⇒ Bis zu welchem Grad ist eine Standardisierbarkeit der Testverfahren und der mit dem Testorganismus erzielten Ergebnisse sinnvoll?

3.3 Testdauer

Grundsätzlich wird bei toxikologischen Tests zwischen akuter und chronischer Toxizität unterschieden. Die Testdauer variiert aufgrund unterschiedlicher Wachstums-, Generations- und Lebenszeiten von Art zu Art. In der Regel beträgt die Dauer für akute Biotests 24, 48 oder 96 Stunden, chronische Test jedoch dauern 21-28 Tage bzw. einen ganzen Lebenszyklus (FENT, 2007). Neben akut letalen Konzentrationen können auch weit niedrigere Konzentrationen, die langfristig subletale Effekte bewirken, Populationen beeinflussen.

Die Testdauer eines Versuchs wird von der Fragestellung, den Lebenszyklen der verwendeten Testorganismen und den Eigenschaften der zu untersuchenden Substanz bestimmt. Vor allem für Substanzen, die zur Bioakkumulation neigen, in der Umwelt stabil sind oder zu toxischen Metaboliten umgewandelt werden, bieten sich langfristige oder chronische Untersuchungen an. Um möglichst auch besonders empfindliche Lebensstadien zu erfassen, liegt bei chronischen Tests die Verwendung von Organismen mit kurzen Lebenszyklen (wie z.B. Daphnien) nahe (APEL, 1994).

Untersuchungen von Modellbiozönosen können unter Umständen auch mehrere Jahre dauern.

3.4 Toxikologische Parameter

In toxikologischen Test wird die Reaktion auf einen Stimulus (Stressor) erfasst. Diese Reaktion unterliegt einer natürlichen Variationsbreite und kann als „Reaktion-Stimulus-Kurve“ beschrieben werden. Die Reaktionen (letale Wirkung bis hin zur Beeinträchtigung physiologischer Leistungsfähigkeit) können sehr vielfältig sein.

Toxikologische Parameter, die in unterschiedlichen Tests bestimmt werden können, sind (FENT, 2007; GUNKEL, 1994):

- **LD₅₀**, mittlere letale Dosis, bei dieser Dosis beträgt die Mortalität 50 %. Der Wert wird als Maß der akuten Toxizität in der Säuger- und Humantoxikologie und in der Ökotoxikologie terrestrischer Organismen verwendet. Der Index „50“ drückt die prozentuale Häufigkeit des Effektes an. Da diese Dosis nur bei oraler Einnahme oder subkutaner Verabreichung ermittelt werden kann, spielt er für aquatische Organismen keine Rolle.
- **LC₅₀**, mittlere letale Konzentration (*lethal concentration for 50 %*), oft auch „**mLC**“ (*median lethal concentration*). Die letale Konzentration bezieht sich auf die im Wasser vorliegende Konzentration und wird im Zusammenhang mit aquatischen Lebewesen verwendet.
- **EC₅₀**, mittlere effektive Konzentration (*effective concentration for 50 %*), betrifft subletale Schädigungen, der Effekt muss angegeben sein. Der EC-Wert wird verwendet, wenn ein anderes Maß als die Mortalität bestimmt wird.
- **LT₅₀**, mittlere Überlebenszeit (*lethal time for 50 %*, oft auch „*median lethal time*“, **mLT**; „*median survival time*“).
- **ET₅₀**, mittlere Zeit bis zum Eintritt einer Wirkung (*effective time for 50 %*; auch „*median effective time*“, **mET**).
- **Incipient lethal threshold**, Schwellenwert einer Wirkung.
- **no effect level**, nicht akut wirkende Konzentration.
- **NOEC** (*no observed effect concentration*), nicht chronisch toxisch wirkende Konzentration. Konzentration, bei der keine signifikanten, beobachtbaren Effekte nach längerer Expositionszeit auftreten. Die NOEC ergänzt die **NEC** („*no effect concentration*“).
- **LOAEL** (*lowest observable adverse effect level*) und **LOAEC** (*lowest observable adverse effect concentration*) als geringste toxikologisch wirkende Konzentration. Die Werte stellen die niedrigste Konzentration eines Versuchsansatzes dar, bei der erste, signifikante Effekte bei chronischer Exposition nachgewiesen werden. Synonyme Begriffe sind **LOEC** (*lowest observed effect concentration*) und **FOEC** (*first observed effect concentration*).
- **TEF** (*toxic equivalency factors*), toxische Äquivalente als Faktoren zur Berechnung von Toxizitätsäquivalenten.

- **MATC** (*maximal acceptable toxicant concentration*).

Dieser Wert wird vor allem in der Humantoxikologie verwendet. Die Konzentration, die aufgrund chronischer Toxizitätstests lebenslang aufgenommen werden kann, ohne dass beobachtbare Effekte auftreten. Der Wert errechnet sich aus dem NOEL-Wert, indem er durch einen Sicherheitsfaktor dividiert wird. In der Ökotoxikologie liegt der MATC-Wert unter der LOEC und über der NOEC. Er wird in der Regel abgeschätzt.

3.5 Wirkungen von Umweltchemikalien auf Organismen

Chemikalien wie Pestizide können Effekte auf die verschiedenen Organisationsebenen Zelle, Organ, Organismus, Population, Lebensgemeinschaft und Ökosystem haben (Abb. 3.2).

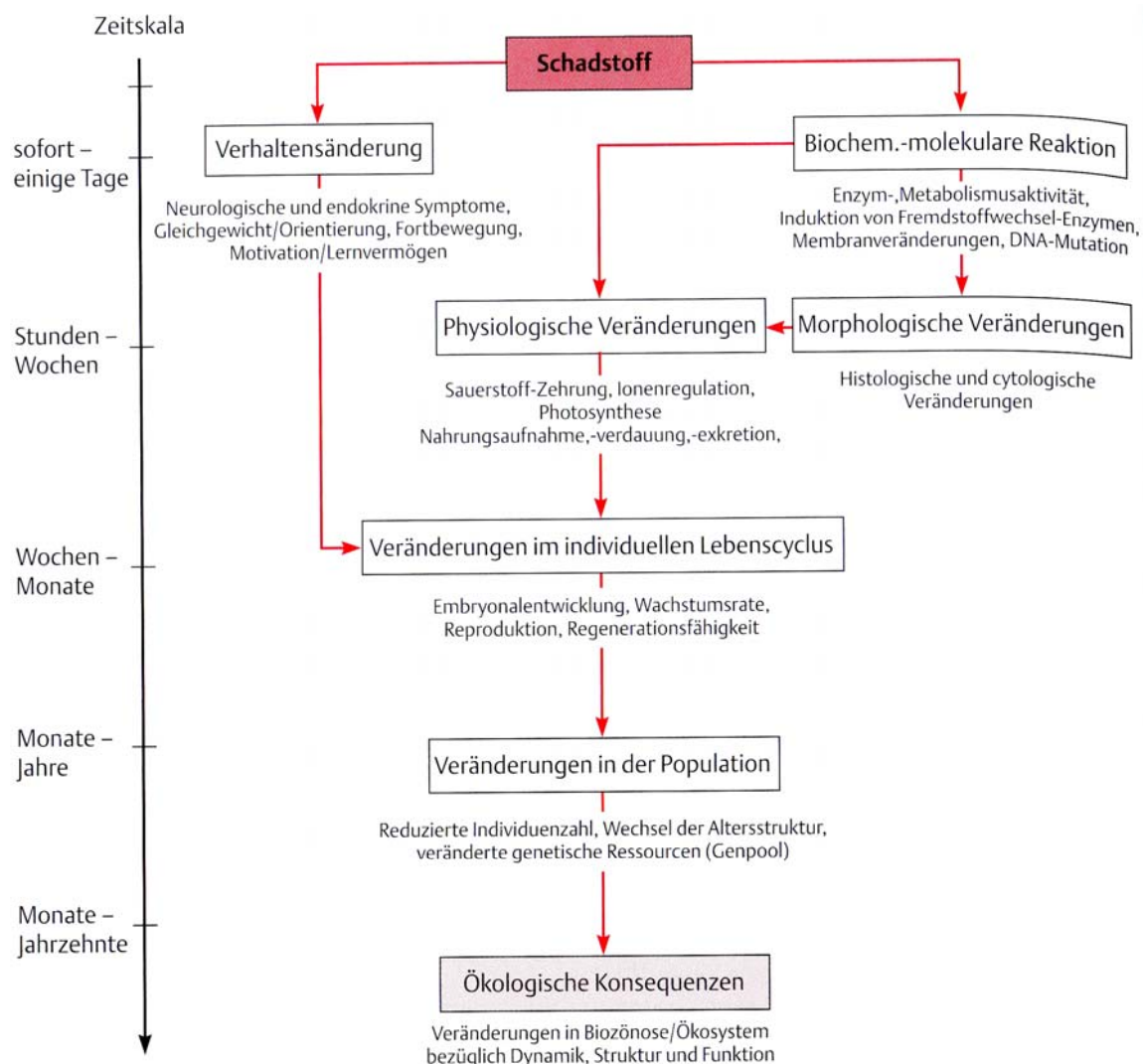


Abb. 3.2: Vernetzung der Wirkungen auf verschiedenen biologischen Ebenen (Fent, 2007).

Von einer Wirkung spricht man, wenn Abweichungen vom Normalzustand eintreten. Die klassische Toxikologie betrachtet ausschließlich Veränderungen bei Individuen, in der Ökotoxikologie steht die direkte oder indirekte Reaktion einer Population bzw. des gesamten Ökosystems im Vordergrund (PARLAR und ANGERHÖFER, 1991). Wirkungen von Chemikalien

sind abhängig von der Dosis, den Spezies und vom Entwicklungsstadium des Organismus. Unspezifische Effekte betreffen Wachstum, Entwicklung und Verhalten, spezifische Wirkungen Organe mit zentralen biologischen Funktionen. Bei Wasserorganismen sind häufig schädigende Effekte auf Kiemen, wodurch eine Störung des Gasaustausches resultiert, zu beobachten. Meist haben gefährliche Umweltchemikalien mehrere kritische Eigenschaften und können daher auf allen biologischen Ebenen wirken (FENT, 2007).

Vereinfacht können generell letale und subletale Wirkungen unterschieden werden. Die Sterblichkeit stellt den bei weitem wichtigsten Endpunkt toxikologischer Untersuchungen dar, sowohl für die Ebene der Zelle als auch für Individuen oder Populationen. Problematisch erweist sich gelegentlich die Feststellung der Mortalität. Z.B. kann der Tod von Wasserflöhen nicht ohne größeren Aufwand exakt bestimmt werden, weshalb bei Untersuchungen mit diesen Testorganismen der Endpunkt „Letalität“ oft durch „Immobilisation“ (Unbeweglichkeit) ersetzt wird. Als subletale Wirkungen werden Effekte unterhalb der letalen Wirkschwelle zusammengefasst. Sie sind meist wesentlich schwieriger zu erfassen, quantifizieren und bewerten. Die meist längere Testdauer, die zur Manifestation sublethaler Wirkungen erforderlich ist, bedeutet einen zeitlich und finanziell weit höheren Aufwand.

Subletale, chronische Belastungen führen zu physiologischem Stress. Auf verschiedenen Ebenen können Regulationsinstanzen kompensierend wirken und das Fließgleichgewicht der Lebensprozesse aufrechterhalten oder wiederherstellen. Stellt sich nach Veränderungen von Lebeseneigenschaften der Ausgangszustand wieder her, spricht man von Erholung. Sie hängt von Wirkmechanismus, Dosis und Einwirkungsdauer ab.

Vermeidungsreaktionen (z.B. die Drift in weniger belastete Bereiche), die im Freiland zu erheblichen Veränderungen führen können, sind auf der Ebene von Organismen und Populationen wichtige Schutzmechanismen gegenüber Belastungen. In Belastungstest ist die Vermeidung des Stresses meist nicht möglich (HOLLER et al., 1996).

3.5.1 Bioverfügbarkeit und Einfluss auf die Ökotoxizität

Tab. 3.1: Die Ökotoxikologie beeinflussende Faktoren.
(FENT, 2007).

Faktoren, welche die Ökotoxikologie beeinflussen
abiotische • pH-Wert • Salzgehalt (Salinität, Ionenstärke) • Wasserzusammensetzung - <i>gelöste anorganische Stoffe</i> - <i>gelöste organische Stoffe</i> - <i>suspendierte Stoffe</i> - <i>weitere Umweltchemikalien</i> • Sauerstoffgehalt • Temperatur biotische • Lebensstadium, Alter, Größe, Geschlecht • Ernährungs-, Gesundheitszustand • saisonale Schwankungen in der Empfindlichkeit (z.B. bei Muscheln) • Grad der Akklimatisation an die Labor- bzw. Umweltbedingungen • Adaption an Umweltchemikalien Soziobiologie (Verhalten, intra- und interspezifische Konkurrenz)

Toxisch sind nur die Stoffe, die mit einem Organismus in Berührung kommen bzw. von ihm aufgenommen werden. Der bioverfügbare Anteil eines Stoffes ist derjenige Teil, der von Organismen absorbiert und aufgenommen wird. Die Bioverfügbarkeit hängt von den Stoffeigenschaften, physikalisch-chemischen Eigenschaften der Umweltsysteme und von den biologischen Charakteristika der Organismen ab (Tab. 3.1).

Vor allem bei der Übertragbarkeit von Labordaten auf die reale Situation in der Natur muss die Bioverfügbarkeit berücksichtigt werden, da gewisse Komponenten in Umweltsystemen die Verfügbarkeit der Schadstoffe und somit die Toxizität beeinflussen. Auch biotische Faktoren sind von Bedeutung. (FENT, 2007).

3.5.2 Stressoren in aquatischen Ökosystemen

Während die in Kapitel (3.5.1) erwähnten Faktoren die Bioverfügbarkeit der Schadstoffe und somit direkt die Toxizität beeinflussen, werden folgend Faktoren beschrieben, die allgemeinen Einfluss auf Organismen und Ökosysteme haben können. Diese sollten berücksichtigt werden, um den Einfluss von toxischen Stoffen wie Pestiziden beschreiben zu können, da nicht alle beschreibbaren Veränderungen der Organismen oder Ökosysteme (Biodiversität, Fraßaktivität, Driftverhalten, Mortalität usw.) immer alleine auf die Präsenz von Schadstoffen zurückzuführen sind.

Stressoren (= Stressfaktoren) sind abiotische oder biotische Umweltfaktoren, die zu einer Reaktion im Organismus bzw. Ökosystem führen. Sie können Organismen oder Ökosysteme in Struktur und Funktion beeinflussen.

Einen wichtigen Stressor stellt der Eintrag von Schadstoffen dar, aber auch andere Belastungsfaktoren sind nicht zu vernachlässigen. Neben den Schadstoffeinträgen treten Stressfaktoren wie Nährstoffeinträge, Gewässerausbau und Gewässernutzung auf, aber auch ausschließlich natürliche, nicht anthropogen bedingte (GUNKEL, 1994):

a) Schadstoffe

In Ökosystemen sind nicht nur anthropogen hergestellte Stoffe zu finden, sondern auch biogene Stoffe wie z.B. algenbürtige Schadstoffe. Auch anorganische Verbindungen wie Salze, Leicht- und Schwermetalle, Polycyclische aromatische Kohlenwasserstoffe, Pestizide und Tenside, um einige zu nennen, können toxisch wirksam sein.

b) Nährstoffe

Die Primärproduktion im Gewässer wird beispielsweise durch die Menge der verfügbaren Nährstoffe bestimmt. Viele Gewässer weisen eine Phosphorlimitierung auf, weshalb z. B. der Eintrag von unmittelbar pflanzenverfügbarem Orthophosphat zu einer gesteigerten Primärproduktion führt. Organische Stoffe können entweder direkt von Primärproduzenten aufgenommen werden oder als Wachstumsfaktoren (mixotrophe Organismen) oder Nahrungs- und Energiequelle für heterotrophe Organismen dienen.

c) Gewässerausbau und Gewässernutzung

Viele Gewässerausbaumaßnahmen können direkte Störungen in aquatischen Systemen bewirken. So führt der mit Kanalisierungen oft einhergehende Sohlensanbau beispielsweise zu einer erheblichen Beeinträchtigung der benthischen Organismen und der des hyporheischen Interstitials. Veränderte Abflussverhältnisse haben direkten Einfluss auf das Driftverhalten, Gewässerbaumaßnahmen auf die Mobilität verschiedenster Organismen.

d) Natürliche Stressoren

Als natürliche Stressoren treten auf:

- Temperatur (z.B. Kälteeinbrüche)
- Wasserstandsänderungen
- Eisgang
- Schädigung der Litoralorganismen durch Treibgut (z.B. Baumstämme)
- Resuspension der Sedimente durch Hochwässer
- Sauerstoffdefizit nach Vollzirkulation bei eutrophen Seen („autumn fish kill“)
- Auftreten eines Salzgradienten im Ästuar (tidebeeinflusste Flussmündung)
- Nitrit, Ammonium/Ammoniak als toxische Stoffe
- Sauerstoffdefizit und Schwefelwasserstoffbildung bei intensiven katabolischen Prozessen
- Algenbürtige Schadstoffe
- Geogene Schwermetalleinträge („Background Belastung“)
- Konkurrenz der Organismen und Populationen um Ressourcen auf einer oder mehreren trophischen Ebene(n)
- Parasitismus

3.6 Fazit

In der Literatur sind zahlreiche verschiedene biologische Testverfahren zur Bestimmung der (Öko-) Toxikologie unterschiedlicher Substanzen beschrieben.

Als Bioassays können alle Tests bezeichnet werden, bei denen Organismen zu Versuchszwecken speziell eingesetzt werden, um Effekte einer oder mehrer Substanzen abzuschätzen.

Häufig werden biologische Testverfahren in Mono-Spezies-Tests und Multi-Spezies-Tests unterschieden. Die arbeits- und zeitaufwendigeren Multi-Spezies-Tests ermöglichen es, durch ihre Komplexität primäre und sekundäre Effekte einer Chemikalienkontamination auf die Struktur und die Funktion einer Organismengemeinschaft zu untersuchen. Mono-Spezies-Tests finden meist in Laboruntersuchungen Anwendung. Da sie keine Wechselwirkungen innerhalb einer oder zwischen verschiedenen Trophieebenen berücksichtigen, sind sie vergleichsweise einfach durchzuführen. Mit ihnen werden häufig toxikologische Parameter wie z.B. LC-, LT- oder EC-Werte bestimmt. Mono-Spezies-Tests lassen sich recht gut standardisieren und reproduzieren, die Übertragbarkeit der im Labor gewonnenen Daten auf komplexe Freilandsysteme ist allerdings beschränkt.

Bei den in dieser Arbeit durchgeführten Versuchen kamen sowohl im Freiland (Kapitel 5) als auch im Labor (Kapitel 6) ausschließlich Mono-Spezies-Systeme mit einer Art zum Einsatz.

Die im Löchernbach vorkommenden Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*) erfüllen wichtige Anforderung für den Einsatz als Testorganismen bei den Freiland- und Laborversuchen: sie sind ganzjährig verfügbar und lassen sich problemlos in Aquarien halten.

4 Das Untersuchungsgebiet

Das 1,7 km² große Löchernbach-Einzugsgebiet (Abb. 4.1) liegt im östlichen Kaiserstuhl in den Gemarkungsgrenzen der Gemeinde Eichstetten. Es bildet mit dem Vergleichseinzugsgebiet Rippach das ehemalige Hydrologische Versuchsgebiet Ostkaiserstuhl.

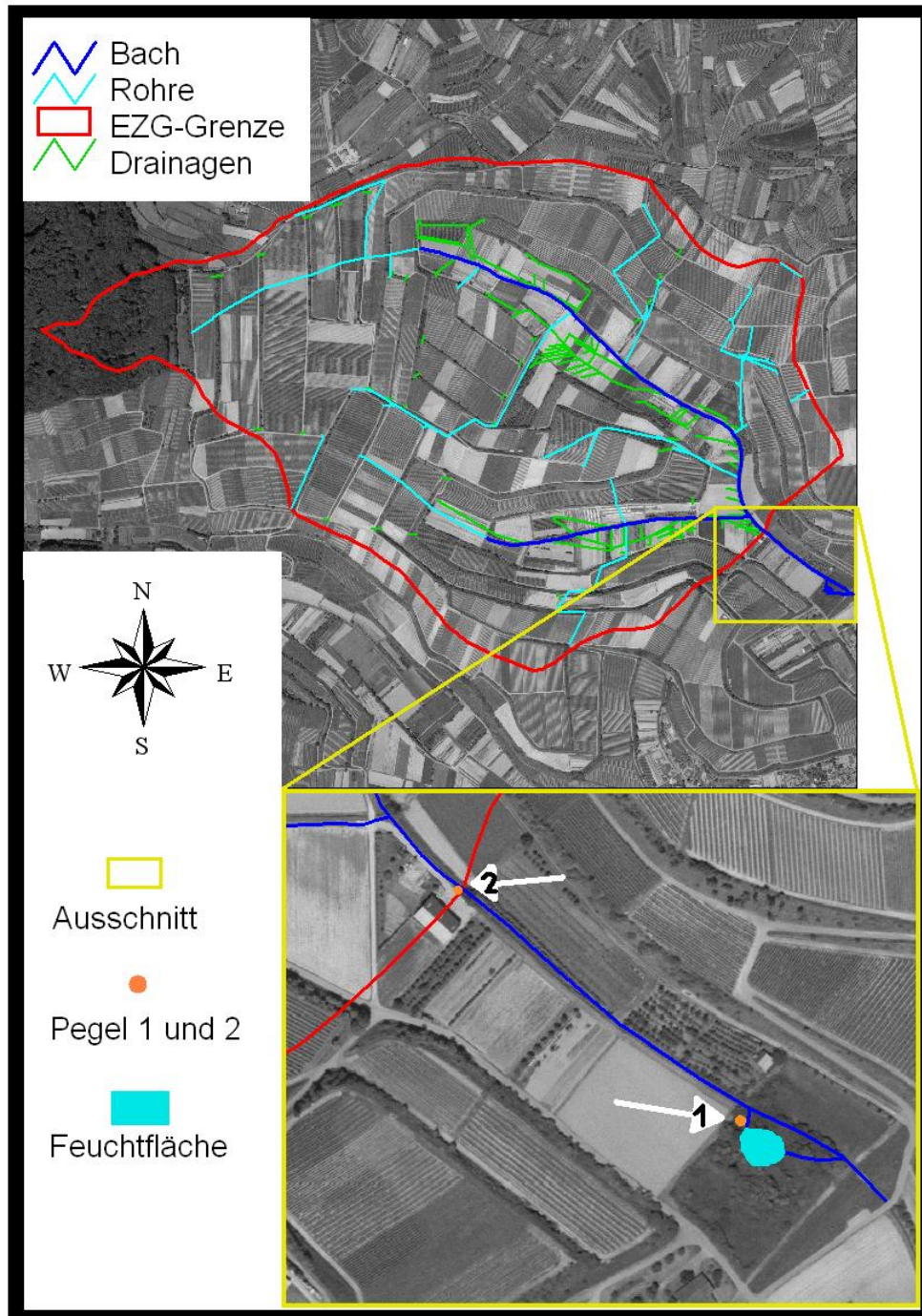


Abb. 4.1: Das Untersuchungsgebiet „Löchernbach“.
Im Ausschnitt weisen die Pfeile auf die beiden während der Freilandversuche verwendeten Pegel 1+2 hin.

Der Kaiserstuhl selbst steigt inselhaft aus der südlichen Oberrheinebene empor. Er hat eine Fläche von ca. 92 km², seine Länge in südwest-nordöstlicher Richtung beträgt 15,8 km, seine Breite 12,5 km. Die Kreuzung zweier Störungslinien, des von SSW nach NNE streichenden Oberrheingrabens und des von SE heranziehenden Bonndorfer Grabens, begründet seinen vulkanischen Ursprung. Im Miozän begann die vulkanische Tätigkeit und baute den westlichen Teil des Kaiserstuhls als Stratovulkan auf. Subvulkanische Gesteine, die später als Intrusion in den Vulkan gelangten, bildeten einen zentralen Kern.

Die Unterlage des Ostkaiserstuhls hingegen besteht aus oligozänen Vulkansandsteinen, Mergel und Tonen.

Während des Quartärs entstand auf der südwestlichen Luvseite eine 5 - 10 m, auf der östlichen Leeseite eine maximal 30 m dicke Lössschicht, somit das größte Lössvorkommen Deutschlands (ENDLICHER, 1978).

Im Zuge des ArtWet-Projektes konnte unterhalb (bachabwärts) des ursprünglichen Forschungspegels (Pegel 2) ein Teil des im Jahr 2006 umgestalteten Hochwasserrückhaltebeckens zu Forschungszwecken gewonnen und eine Feuchtfläche (direkt bei Pegel 1) angelegt werden. Unmittelbar bei dieser Feuchtfläche wurden die in Kapitel 5 beschriebenen Freilandversuche durchgeführt.

4.1 Morphologie und Landnutzung

Das Einzugsgebiet wurde 1969/71 und in einer zweiten Phase 1975/76 flurbereinigt, wodurch sich ein neues, durch ausgedehnte Terrassen charakterisiertes Relief mit einem dichten, weit verzweigten, asphaltierten Wegnetz entwickelte. Durch die Flurbereinigung entstanden ausgeprägte Steilböschungen mit hoher Reliefenergie und ein dichtes, netzartiges Drainsystem (MORGENSCHWEIS und LUFT, 1985).

Die landwirtschaftliche Nutzung im Löchernbachgebiet (Abb. 4.2) ist – mit Ausnahme von Waldbeständen in den Hochlagen und Obst- und Gemüsebau in Talbodenlage – gänzlich durch Weinbau gekennzeichnet.

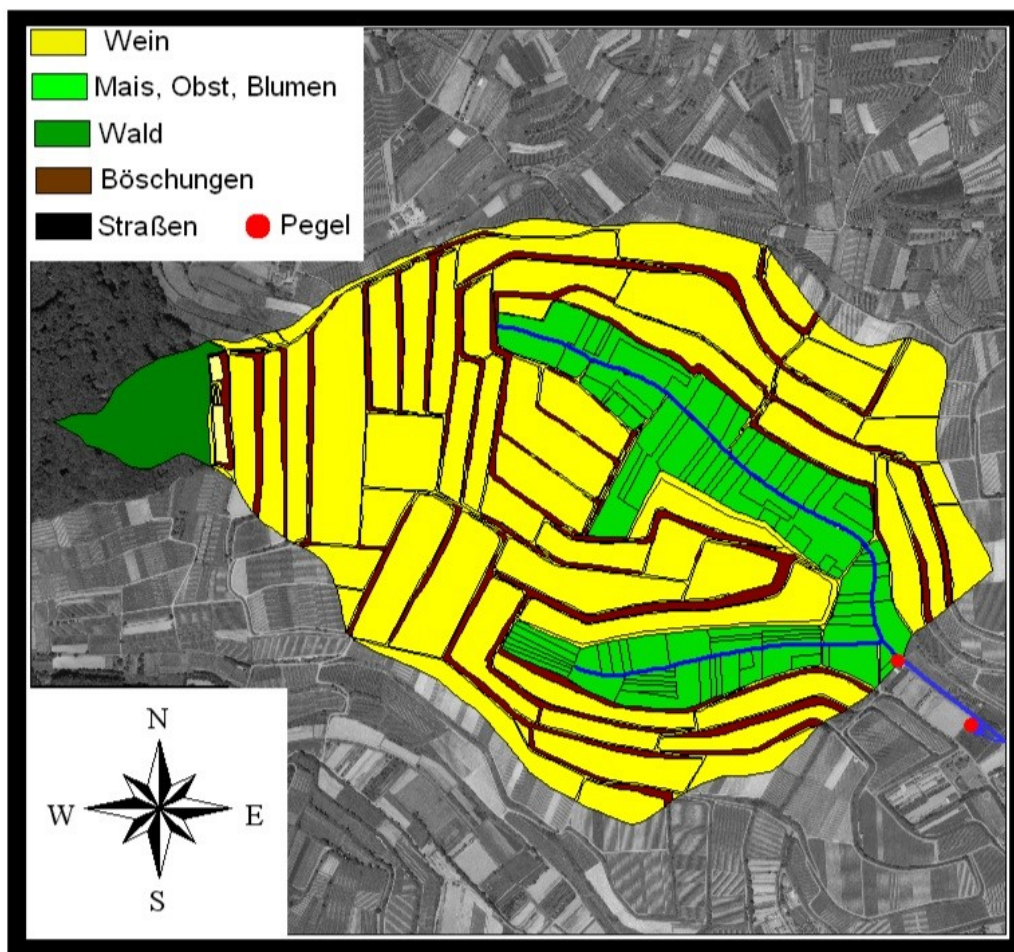


Abb. 4.2: Landnutzung im Untersuchungsgebiet „Löchernbach“.

4.2 Physiographische Ausstattung

In Tab. 4.1 ist die physiographische Ausstattung des Versuchsgebiets Löchernbach (bezogen auf den ehemaligen Forschungspegel „2“) beschrieben.

Tab. 4.1: Physiographische Ausstattung des Untersuchungsgebiets (DEMUTH und MAUSER, 1983).

Oberirdisches EZG A_{Eo}	161 ha
Unterirdisches EZG A_{Eu}	179 ha
Einzugsgebiet A_E	170 ha
Gesamtlänge der offenen Gerinne	2,08 km
Dränmaßnahmen	
• Gesamtlänge der Dränleitungen	12,9 km
• Maulwurfdränung	
Fläche	33,6 ha
Prozent. Anzeil von A_E	19,8 %
Asphaltierte Wege	
• Gesamtlänge	23,2 km
• Fläche	10,4 ha
• Proz. Anteil von A_E	6,1 %
Bodennutzung	
• Wald	9,6 ha
Proz. Anteil von A_E	5 %
• Ackerbau, Obst und Gemüse	20 ha
Proz. Anteil von A_E	12 %
• Weinbau	110 ha
Proz. Anteil von A_E	65 %
• Asphaltiertes Wegnetz	10,4 ha
Proz. Anteil von A_E	6 %
• Böschungen	20 ha
Proz. Anteil von A_E	12 %

4.3 Abfluss

Im Löchernbach-Einzugsgebiet beträgt der Abfluss im Winterhalbjahr durchschnittlich 105 mm (1978 - 1980, 1989 - 1991), 35 mm bzw. 36 % mehr als im Sommerhalbjahr.

Die mittlere Abflussspende liegt bei $5,7 \text{ l/s km}^{-2}$ für die Periode 1977 – 1991 (LEIBUNDGUT et al., 1992).

4.4 Fauna des Löchernbaches

Da die Funktionalität der Testsysteme anhand erster Anwendungen im Untersuchungsgebiet gezeigt werden sollte, wurden potentielle Testorganismen gesucht.

Im Löchernbach konnten vereinzelt Larven der Eintagsfliege (*Ephemeroptera*) und Köcherfliege (*Trichoptera*), verschiedene Egel, Wasserwanzen (*Nepomorpha*) und Schnecken (*Gastropoda*), häufiger die auch zu der Gruppe der Wasserwanzen gehörenden Wasserskorpione (*Nepa cinerea*) beobachtet werden.

Als Testorganismen für die in den Kapiteln 5 und 6 beschriebenen Freiland- und Laborversuche wurden Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*), die sehr zahlreich im quellnahen Bereich zu finden sind, gewählt. Diese Gammariden (Abb. 4.3) werden bis zu 2 cm lang und besiedeln so ziemlich alle Gewässerarten, nur Sauerstoff- und Kalkgehalt dürfen nicht zu niedrig sein. Sie halten sich häufig unter hohlauf liegenden Steinen in bis zu 2 m Wassertiefe auf. Die Hauptnahrung der Gammariden besteht aus verwesenden Pflanzen,

Detritus und Aas.

Bei der Begattung klammert sich das größere Männchen etwa 8 Tage auf dem Rücken des Weibchens fest. Je nach Alter, Ernährungszustand und Wasserqualität schwankt die Eizahl zwischen 20 und über 100. Die Weibchen werden im Laufe ihres Lebens bis zu 10-mal trächtig. Die aus den Eiern geschlüpften Jungtiere sind bereits voll entwickelt und machen bis zur Geschlechtsreife etwa 10 Häutungen durch. Die Häutungen erfolgen im Sommer alle 5 bis 7 Tage, im Winter verläuft diese

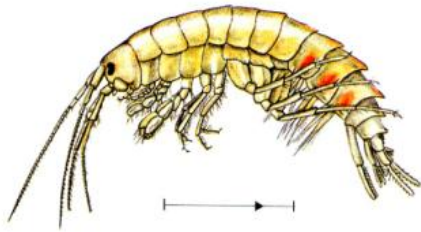


Abb. 4.3: Bachflohkrebs
(*Gammarus fossarum*)

wesentlich langsamer. In qualitativ günstigen Gewässern kann es zu Massenentwicklung von mehr als 400 Stück/m³ kommen (ENGELHARDT et al., 2003).

Die drei in deutschen Oberflächengewässern am häufigsten vorkommenden Flohkrebse sind *Gammarus pulex*, *Gammarus fossarum* und *Gammarus roeseli* (SCHWAB, 1993).

4.5 Pestizide im Untersuchungsgebiet

Mit Ausnahme von Obst- und Gemüsebau in Talbodenlage ist die Landnutzung im Untersuchungsgebiet hauptsächlich durch Weinbau gekennzeichnet.

Um einen Überblick über die Applikationen von Pestiziden im Löchernbachgebiet zu erhalten, wurde bereits 2005 im Auftrag der ENGEES, Universität Straßburg und des *Instituts für Hydrologie* an der Universität Freiburg bei den Winzern eine Umfrage zur „Anwendung von Pestiziden“ im Einzugsgebiet durchgeführt.

In Tab. 4.2 sind die schriftlichen Angaben von 8 Winzern zusammengefasst: die Zeitpunkte der ersten und letzten Applikationen sowie die Gruppen der ausgebrachten Pestizide.

Alle Pestizide wurden in den Monaten Mai bis August ausgebracht. Als Herbizide - nach Informationen der Winzer – nur Produkte mit dem Wirkstoff Glyphosat.

Tab. 4.2: Angaben von 8 Winzern über die Applikationen von Pestiziden im EZG des Löchernbachs.

	Erste/Letzte Applikation	Herbizide	Fungizide	Insektizide
1.	11.05.04 - 05.08.04		Netzschwefel, Polyram (Metiram), Folpan (Folpet), Prosper (Spiroxamine), Vento (Fenarimol + Quinoxifen), Exgudur, Topas (Penconazol), Funguran (Kupferoxychlorid)	
2.	19.05.04 - 28.07.04	Glyfos (Glyphosat)	Delan WG (Dithianon), Schwefel, Topas (Penconazol), Systane (Myclobutanil), Switch (Fludioxonil + Cyprodinil), Polyram WG (Metiram), Folpan (Folpet)	Steward (Indoxacarb)
3.	15.05.04 - 10.08.04		Netzschwefel, Polyram Combi, Folicur E (Tebuconazol), Topas (Penconazol), Pithane, Euparen (Tolyfluanid)	Runner (Methoxyfenozide), Mimic (Tebufenozid)
4.	12.05.04 - 05.08.04	Roundup (Glyphosat)	Antracol, Netzschwefel, Polyram (Metiram), QuadrisMax (Azoxystrobin), Folpan (Folpet), Hoggar, Botrylon, Topas (Penconazol)	Steward (Indoxacarb), Mimic (Tebufenozid)
5.	19.05.04 - 08.08.04		Netzschwefel, Polyram (Metiram), Electis (Mancozeb + Zoxamide), Discus (Kresoxim-methyl), Cantus (Boscalid), Folpan (Folpet), Funguran (Kupferoxychlorid), Vento (Fenarimol + Quinoxifen)	
6.	24.05.04 - 09.08.04		Kupfer, Schwefel	
7.	21.05.04 - 01.08.04	Roundup (Glyphosat)	Dithane Ultra (Mancozeb), Netzschwefel, FORUM Star (Folpet + Dimethomorph), Prosper, Folpan 80 (Folpet), Quadris-Duett, TOPAS (Penconazol)	Runner (Methoxyfenozide)
8.	Mai - August	Roundup (Glyphosat)	Folpan (Folpet), Netzschwefel, Melody (Folpet + Iprovalicarb), Prosper, Delan (Dithianon)	Runner (Methoxyfenozide), Steward (Indoxacarb)

Ein Herbizid mit dem weit verbreiteten Wirkstoff Glyphosat, das sowohl im Untersuchungsgebiet als auch bei den in Kapitel 6 beschriebenen Laborversuchen zum Einsatz kam, trägt die Handelsbezeichnung „Glyfos“.

Der Wirkstoff Glyphosat ist seit über 30 Jahren auf dem Weltmarkt vertreten und mittlerweile das weltweit meistverkaufte Herbizid. 1997 wurden beispielsweise ca. 74000 t des Wirkstoffs (zu einem Preis von 1,5 Mrd. US\$) auf über 70.000.000 ha Fläche ausgebracht (PFEFFER und KRESS, 2001)

Glyphosat gehört zu der Gruppe der phosphathaltigen Herbizide. Der Wirkstoff wird über Blätter oder Spross aufgenommen und im Phloem der Pflanze transportiert. Zum Einsatz kommt er in der Regel als nicht-selektives Totalherbizid gegen ein- und zweikeimblättrige Unkräuter auf Acker- und Grünland, im Forst-, Wein- und Kernobstbau, auf Stilllegungsflächen und im Ziergartenbau (HENKELMANN, 2005). Der Wirkungsmechanismus besteht vereinfacht aus der Hemmung verschiedener Biosynthesevorgänge. Glyphosat hemmt die Synthese aromatischer Aminosäuren und die Synthese der daraus resultierenden Folgeprodukte wie dem Lignin (JAWORSKI, 1972).

Das Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL) stellt online ein Verzeichnis aller in Deutschland zugelassenen Pflanzenschutzmittel bereit.

Folgend sind Informationen über das Herbizid „Glyfos“, die im Verzeichnis des BVL zu finden sind, zusammengefasst (BVL, 2008):

- **Handelsbezeichnung:** *Glyfos (Zulassungsnummer 4162-00)*
- **Zulassungsende:** *31. Dezember 2016*
- **Wirkungsbereich:** *Herbizid*
- **Wirkstoffgehalt** *360 g/l Glyphosat (als 486 g/l Isopropylamin-Salz)*
- **Formulierung:** *Wasserlösliches Konzentrat*
- **Gefahrenbezeichnung:** *Umweltgefährlich*
- **Kennzeichnung nach GefStoffV R 51/53:** *Giftig für Wasserorganismen, kann in Gewässern längerfristig schädliche Wirkungen haben.*
S 35: Abfälle und Behälter müssen in gesicherter Weise beseitigt werden
S 57: Zur Vermeidung einer Kontamination der Umwelt geeigneten Behälter verwenden

4.6 Fazit

Das 1,7 km² große Untersuchungsgebiet „Löchernbach“ wird fast ausschließlich landwirtschaftlich genutzt. Mit Ausnahme von Obst- und Gemüsebau in Talbodenlage dominiert der Weinbau die Landnutzung.

Eine im Jahr 2005 durchgeführte Befragung der Winzer im Zuge des ArtWET-Projekts deutet im Löchernbachgebiet auf Pestizidanwendungen in den Monaten Mai bis August hin. Häufig werden dabei Herbizide mit dem Wirkstoff Glyphosat eingesetzt. Glyphosat ist das weltweit meistverkaufte Herbizid und Bestandteil vieler toxikologischer Untersuchungen.

Auch bei den in Kapitel 6 beschriebenen Laborversuchen kam der Wirkstoff Glyphosat, in Form eines Produkts mit dem Handelsnamen „Glyfos“, zum Einsatz.

5 Freilandversuche

Für die Freilandversuche im Löchernbach wurden verschiedene Testsysteme gebaut, mit denen subletale Wirkungen auf Testorganismen als Beeinträchtigungen der Fraßaktivitäten bestimmt werden sollten.

Um im Zuge des internationalen ArtWET-Projektes die Einflüsse künstlich angelegter Feuchtflächen zu untersuchen, fanden die Testsysteme jeweils unmittelbar oberhalb und unterhalb der im Untersuchungsgebiet erschaffenen Feuchtfläche Anwendung (vgl. Abb. 4.1). Der erste Freilandversuch startete Mitte Oktober, also etwa 2 Monate nach den letzten üblichen Anwendungen von Pestiziden im Untersuchungsgebiet Mitte August.

Da Oberflächenabfluss in den meisten Fällen den mit Abstand wichtigsten Haupteintragsweg von Pestiziden in landwirtschaftlich geprägte Gewässer darstellt, bedeutende Konzentrationen im Oberflächenabfluss aber nur wenige Tage nach Applikationen zu bestimmen sind (SCHULZ, 1997; LIESS, 1993), waren während der Freilandversuche im Zeitraum Oktober bis Dezember keine messbaren Pestizidkonzentrationen zu erwarten.

So sollten bei den Freilanduntersuchungen die prinzipielle Funktion der Testsysteme und der natürliche Schwankungsbereich der Fraßaktivität (als feeding activity +) ermittelt werden.

Zudem wurde überprüft, ob ein Zusammenhang zwischen der feeding activity + und den Abflüssen (hydraulischer Stress) bzw. Wassertemperaturen erkennbar ist. Vor allem der hydraulische Stress wird von SCHULZ (1997) und LIESS (1993) - neben den Pestiziden - als für Fließgewässer bedeutender Stressor für aquatische Organismen beschrieben.

5.1 Material und Methoden

5.1.1 Das Messnetz im Untersuchungsgebiet

Der Abfluss des Löchernbachs wurde während der Versuche B, C und D an zwei Pegeln (vgl. Abb. 4.1) gemessen.

Pegel 2 ist als 4,5 ft-flume-Pegel durch eine maximale Einstauhöhe von 139 cm, was 2,48 m³/s entspricht, charakterisiert (WAGNER, 2002).

Etwa 150 m bachabwärts teilt sich der Löchernbach vor der künstlich angelegten Feuchtfläche in zwei Gerinneabschnitte. Der eine Abschnitt umfließt die Feuchtfläche, der andere mündet nach wenigen Metern direkt in die Feuchtfläche. Pegel 1 befindet sich unmittelbar vor dieser künstlich angelegten Feuchtfläche. Zur Bestimmung des Abflusses wurde hier ein von SIEDER (2000) entworfenes Thompson-Messwehr aus einer quaderförmigen Kiste (110 x 68 x 54 cm) mit einem Öffnungswinkel von 53,8° verwendet. Die maximale Einstauhöhe beträgt hier ca. 31 cm, was einen Abfluss von 37,2 l/s ergibt. Bei höheren Wasserständen wird der Messquerschnitt überströmt.

Der im Vergleich zu Pegel 2 bachabwärts gelegene Pegel 1 trägt die Bezeichnung „1“, weil er sich unmittelbar bei der Feuchtfläche, wo die Freilandversuche durchgeführt wurden, befindet.

An beiden Pegeln konnten die Wasserstände (in cm-Wassersäule) im Minutentakt über mit Drucksensoren ausgestattete „Diver“ ermittelt werden. Da die Diver aber nicht nur den Druck der Wassersäule, sondern die Summe aus Wasserdruck und Luftdruck messen, kam zudem ein „Baro-Diver“ im Pegelhäuschen bei Pegel 2 zur Bestimmung des Luftdrucks zum Einsatz. Die Differenz aus dem von den Divern in den Messwehren gemessenen Druck (Summe aus Wasserstand und Luftdruck in cm-Wassersäule) und dem vom „Baro-Diver“ im Pegelhäuschen bestimmten Druck (Luftdruck in cm-Wassersäule) ergibt somit den

Wasserstand in cm-Wassersäule. Aus den ermittelten Werten für die Wasserstände wurden über Wasserstands-Abfluss-Beziehungen für beide Pegel die Abflüsse bestimmt:

P-Q-Beziehung für den Pegel 1 (SIEDER, 2000): (4.1)

$$Q = \mu \cdot \frac{8}{15} \cdot \sqrt{2 \cdot g} \cdot \tan\left(\frac{\alpha}{2}\right) \cdot h_{\ddot{u}}^{\frac{5}{2}}$$

Q = Abfluss [m^3/s]

$\mu = 0,565 + 0,0087 \cdot h_{\ddot{u}}^{-0,5}$

$g = 9,81 \text{m} \cdot \text{s}^{-2}$; $h_{\ddot{u}}$ = Überfallhöhe [m]

α = Öffnungswinkel des Dreieck-Überfalls [$^\circ$]

P-Q-Beziehung für den Pegel 2 (WAGNER, 2002): (4.2)

$$Q = 10^{[(0,23377(\lg W)^2 + 1,2843(\lg W - 0,4312))]}$$

Q = Abfluss [l/s]

W = Wasserstand [cm]

Die „Diver“ in den Messwehren ermittelten zusätzlich im Minutentakt die Wassertemperatur [$^\circ\text{C}$] und Leitfähigkeit [mS/cm]. Der „Baro-Diver“ im Pegelhäuschen zeichnete – neben dem Luftdruck – auch die Lufttemperatur [$^\circ\text{C}$] auf. Da das Pegelhäuschen nur durch wenige Löcher in der Wand Luftaustausch ermöglicht, lieferte der „Baro-Diver“ jedoch keine im meteorologischen Sinn repräsentativen Werte für die Lufttemperatur.

5.1.2 Bioassay – Testsysteme

Bei allen Freilandtests kamen mindestens zwei Bioassay – Testsysteme gleicher Bauart zum Einsatz. Das eine Testsystem wurde jeweils beim Einlass der Feuchtfläche (ca. 0,5 m vor dem Messwehr des Pegels 1), das andere etwa 2 m hinter dem Ausfluss der Feuchtfläche platziert.

Es kann zwischen zwei Arten von Systemen unterschieden werden:

a) Testsystem aus „Filmdöschchen“

Dieses System (ca. 30 cm breit und 60 cm lang) besteht aus 6 Reihen zu je 5 Filmdöschchen, die an einem Aluminiumgerüst befestigt sind (Abb.5.1 und Abb. 8.5 im Anhang). Jedes Filmdöschchen besitzt im Boden und Deckel Öffnungen ($\varnothing$ 2 cm), die mit feinmaschigen Netzen versehen sind. Die Maschenweite (ca. 1 mm) gewährleistet ausreichenden Durchfluss durch das Döschchen, verhindert aber gleichzeitig das Wegdriften der Testorganismen.

Das Messsystem wurde, nachdem es mit den Testorganismen und Futter ausgestattet worden war, am Bachbett befestigt.

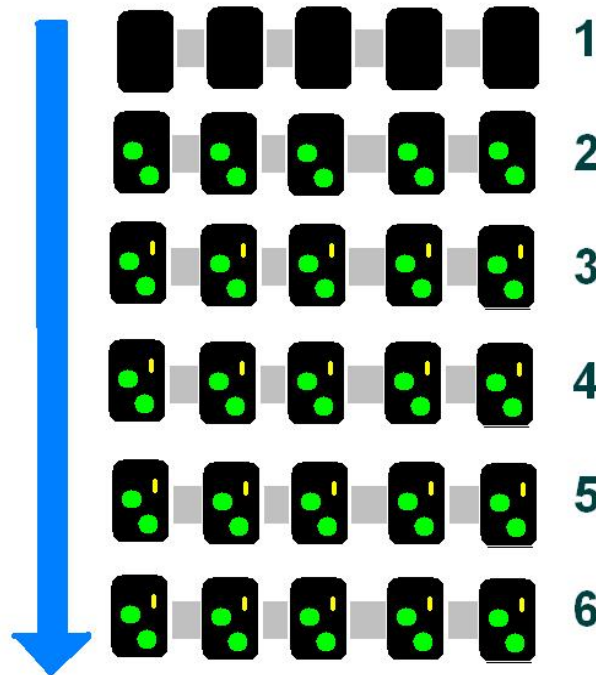


Abb. 5.1: Aufbau des Testsystems „Filmdöschchen“.

grün: Blattscheiben als Futter

Gelb: Testorganismen

b) Testsystem aus einem „Sortierkasten“

Ein umgebauter handelsüblicher Sortierkasten (34 x 25 x 6 cm) aus Kunststoff mit Deckel bestehend aus 24 Fächern ist Grundlage dieses Systems (Abb. 5.2 und Abb. 8.6 im Anhang). Je 8 hintereinander geschaltete „Fächer“ bilden insgesamt vier Reihen. Die Fächer jeder Reihe sind im oberen Drittel der Trennwände durch Öffnungen ($\varnothing$ ca. 4 cm), die mit Netzen bedeckt sind, miteinander verbunden. Ein durchsichtiger Deckel, der beim Schließen alle Fächer von oben bedeckt, soll im (im Vergleich zum Messsystem aus Filmdöschchen) die Ausstattung mit Testorganismen und Futter erleichtern.

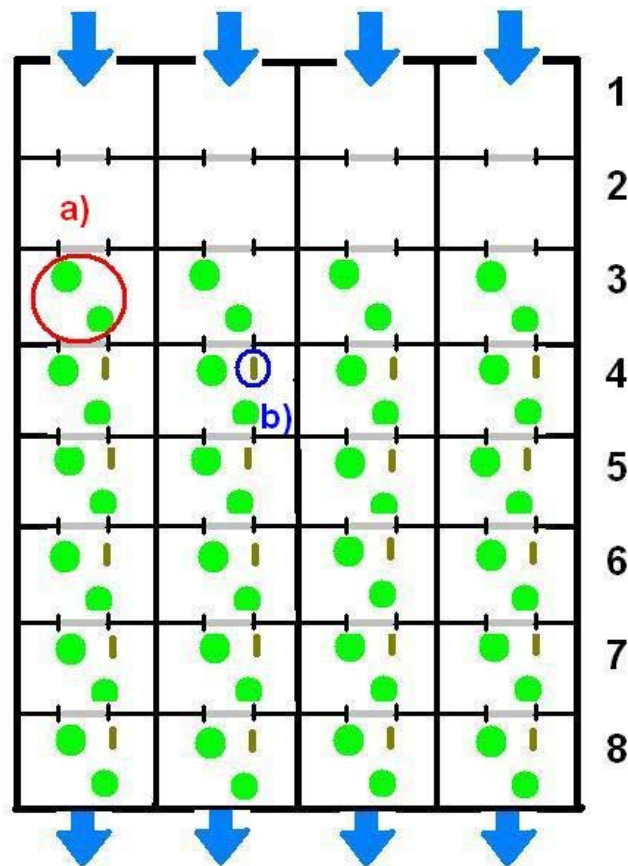


Abb. 5.2: Aufbau des Testsystems „Sortierkasten“ (Freiland).

Erläuterung:

- a) Blattscheiben als Futter
- b) Bachflohkrebs

5.1.3 Versuchsdurchführung

a) Vorbereitung des Futters

Aus den Blättern der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) wurden Blattscheiben (Ø 2 cm) gestanzt und anschließend in eine Lösung gelegt, welche das für die Zersetzung der Blätter notwendige Pilz- und Bakterienwachstum fördert (SCHULZ, 2007). Zwar werden frische Blätter von den bei den Versuchen eingesetzten Bachflohkrebsen auch gefressen, leicht zersetzte Blätter jedoch bevorzugt, wie verschiedene Versuche zeigten.

Die Lösung setzte sich zusammen aus:

- destilliertem Wasser
- $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
- $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ 20 g
- KNO_3
- K_2HPO_4
- MOPS (Morpholinopropansulfonsäure)

Die genaue Mengenmäßige Zusammensetzung der Lösung ist in Kapitel 8.1 im Anhang beschrieben.

Unter ständiger Luftzufuhr durch eine Membranpumpe wurden die Inhaltsstoffe zusammen mit den Blattscheiben für eine Woche in ein Aquarium (30 l) gegeben. Etwa einen Tag vor Versuchsstart wurden die Blattscheiben bei einer Lufttemperatur von 60 °C 12 Stunden getrocknet und anschließend das Trockengewicht mit einer Analysewaage bestimmt. Vor dem Einsatz im Freiland wurden die Blätter jeweils etwa 12 Stunden angefeuchtet.

b) Vorbereitung der Testorganismen

Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*) sind zahlreich nahe des Quellbereichs im Löchernbach, bevorzugt in Hohlräumen unter Steinen zu finden. Sie wurden durch kurzes Anheben der Steine mit einem Kescher gefangen und in einem mit Bachwasser gefülltem Eimer bis zur Exposition gehalten. In den Tests fanden nur Gammariden etwa einheitlicher Länge von 1,5 cm Verwendung.

c) Exposition der Testsysteme

Bei dem System bestehend aus Filmdöschen diente die erste Reihe als Strömungsschutz. Für die folgenden Reihen sollten somit zudem annähernd gleiche Strömungsbedingungen gewährleistet werden. Die Döschen der zweiten Reihe wurden mit je zwei Blattscheiben bestückt, um die Gewichtsänderungen der Blattscheiben (Blindproben ohne Fraßaktivität der Testorganismen) abschätzen zu können. Die restlichen Döschen der Reihen (3 – 6) wurden bei voller Ausstattung mit je einem Gammariden und zwei Blattscheiben als Futter ausgestattet.

Beim Sortierkasten-System, das bei Freilandversuch D verwendet wurde, bildeten die vordersten zwei Reihen eine Sedimentfalle. Da die einzelnen Fächer in Fließrichtung in Reihe geschaltet waren, erfuhren sie etwa die gleichen Strömungsverhältnisse. Reihe 3 war für die Blindproben der Blattscheiben vorgesehen, die Fächer der restlichen Reihen konnten mit je einem Gammariden und zwei Blattscheiben ausgestattet werden.

Bei allen Freilandversuchen kamen je zwei Filmdöschen-Testsysteme zum Einsatz: eines direkt bei der Feuchtfläche vor dem Messwehr des Pegels 2 (oberhalb der Feuchtfläche), das andere ca. 2 m nach dem Auslass der Feuchtfläche (unterhalb der Feuchtfläche). Bei Freilandversuch D wurde zusätzlich einmalig das Sortierkasten-Testsystem unterhalb der Feuchtfläche eingesetzt.

d) Auswertung der Tests

Nach 6 Tagen wurden die Testsysteme aus dem Wasser geholt, der Zustand der Testorganismen kontrolliert, Blattscheiben und Gammariden bei 60 °C für 12 Stunden in einen Trockenschrank gelegt.

Für jeden Bachflohkrebs wurde die Fraßaktivität bestimmt und ein Mittelwert für das gesamte Testsystem berechnet.

Die Fraßaktivität ergibt sich aus (SCHULZ, 2007):

$$\text{Feeding activity} = \frac{B_v - B_n}{G_n \cdot d} \quad (4.3)$$

Feeding activity = Fraßaktivität pro Tag [1/d]

B_v = Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsbeginn [mg]

B_n = Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende [mg]

G_n = Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende [mg]

d = Anzahl der Versuchstage

Wie bereits beschrieben, wurden einige Filmdöschen bzw. Fächer als Blindproben ausschließlich mit Blattscheiben bestückt, um Gewichtsänderungen (aufgrund z.B. von weiterer Zersetzung, Sedimentablagerungen oder wegen Pils- und Algenwachstums) der Scheiben, die von der Fraßaktivität unbeeinflusst waren, abschätzen zu können.

Da das Gewicht der Blindproben, also das Gewicht der Blätter in den Filmdöschen bzw. Fächern ohne Beeinflussung durch die Testorganismen, während der einzelnen Probe-Versuche oft deutlich zu- oder abnahm, die Zu- oder Abnahmen teilweise auch zwischen den einzelnen Testsystemen eines Versuchszeitraums unterschiedlich ausfielen, wurde die Gleichung speziell für diese Arbeit weiterentwickelt:

$$\text{Feeding activity} + = \frac{(B_v - B_n) + B_p}{G_n \cdot d} \quad (4.3)$$

Feeding activity⁺ = Fraßaktivität⁺ pro Tag [1/d]

B_v = Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsbeginn [mg]

B_n = Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende [mg]

B_p = durchschnittliche Differenz aus dem Trockengewicht der Blattscheiben (Blindprobe) bei Versuchsende und Trockengewicht der Blattscheiben (Blindprobe) bei Versuchsbeginn [mg]

G_n = Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende [mg]

d = Anzahl der Versuchstage

Nimmt nun das durchschnittliche Trockengewicht der Blattscheiben (Blindproben, ohne Fraßaktivität der Testorganismen) z.B. durch feine Sedimentablagerungen während eines Versuches zu, so liegt dieser Formel die Annahme zugrunde, dass auch alle anderen Scheiben im gleichen Maß an Gewicht zugelegt hätten, wären sie nicht von den Testorganismen beeinflusst worden. Der Gewichtsverlust (*B_v* – *B_n*) wird also um *B_p* erhöht.

Verdeutlicht werden soll dieser Gedanke an einem Beispiel:

B_v = 30 mg, *B_n* = 25 mg, *B_p* = 1 mg, *G_n* = 5 mg, *d* = 6 Tage
sind die Daten eines Filmdöschens bzw. Fachs X.

Die feeding activity beträgt hier nach Gleichung (4.2) 0,17 pro Tag.

Da aber bei diesem Beispiel das Trockengewicht der Blätter in den Blindproben nach 6 Tagen um durchschnittlich 1 mg zunimmt, wird vereinfacht angenommen, dass auch der Gammarus in Filmdöschen bzw. Fach X eigentlich mehr als die gemessenen 5 mg ($B_v - B_n$) gefressen haben muss, also unter Hinzunahme von B_p insgesamt 6 mg.

Die feeding activity + (Formel 2) fällt mit 0,2 1/d etwas höher aus.

5.2 Ergebnisse des Freilandversuchs A

Die Ergebnisse des Freilandversuchs A, 18. bis 24.10.2007 sind in Tab. 5.1 zusammengefasst und ausführlich in den Tab. 8.3 und 8.4 im Anhang zu finden.

Tab. 5.1: feeding activity + bei Freilandversuch A.

Feeding Activity + [d⁻¹]	Testsystem A: Filmdöschen, unterhalb der Feuchfläche	Testsystem B: Filmdöschen, oberhalb der Feuchfläche
Mittelwert	0,11	0,19
Standardabweichung	0,07	0,12
Maximum	0,23	0,62
Minimum	- 0,04	0,07

In Abb. 5.3 ist die Verteilung der feeding activity + (abgekürzt FA+) graphisch dargestellt. Im Testsystem unterhalb der Feuchfläche wurde für den Versuchszeitraum eine durchschnittliche FA+ von 0,11 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,07 d⁻¹, im Testsystem oberhalb der Feuchfläche ein Wert von 0,19 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,12 d⁻¹ ermittelt. Dabei reichte unterhalb der Feuchfläche der Wertebereich der FA+ von -0,04 d⁻¹ bis 0,23 d⁻¹. Oberhalb der Feuchfläche lag das Minimum bei 0,07 d⁻¹, das Maximum bei 0,62 d⁻¹. Somit waren im Testsystem A (unterhalb der Feuchfläche) zusammenfassend nicht nur Maximum und Minimum der FA+ niedriger, es konnte auch ein deutlich kleinerer Mittelwert ermittelt werden.

In beiden Testsystemen blieb unbeabsichtigterweise jeweils ein Döschen unbesetzt. Im System A konnte bei Versuchsende ein sichtbar inaktiver Bachflohkrebs festgestellt werden. Auf vielen Blattscheiben waren nach der Entnahme aus den Filmdöschen deutliche feine Sedimentablagerungen zu sehen.

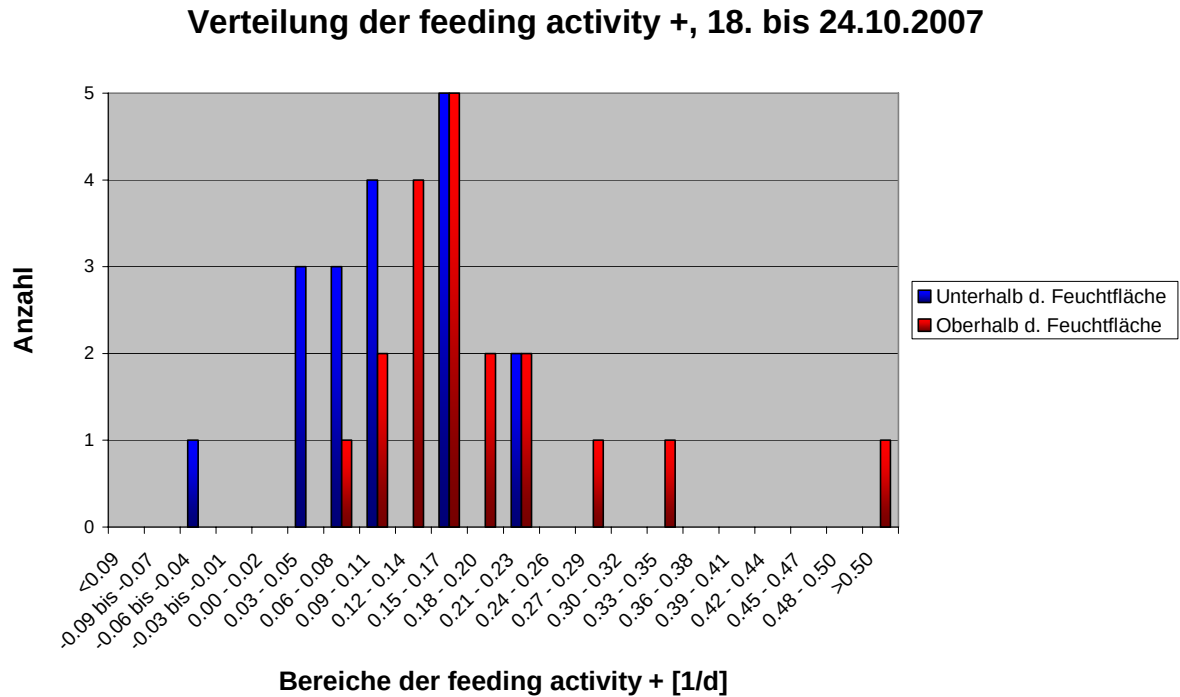


Abb. 5.3: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch A.

5.3 Ergebnisse des Freilandversuchs B

In Tab. 5.2 sind die Ergebnisse des Freilandversuchs B, 09. bis 15.11.2007 dargestellt. Weitere Daten befinden sich in Tab. 8.5 und 8.6 im Anhang.

Tab. 5.2: feeding activity + bei Freilandversuch B.

Feeding Activity + [d⁻¹]	Testsystem A: Filmdöschen, unterhalb der Feuchtfläche	Testsystem B: Filmdöschen, oberhalb der Feuchtfläche
Mittelwert	0,14	0,15
Standardabweichung	0,11	0,08
Maximum	0,43	0,28
Minimum	- 0,03	- 0,04

Die Verteilung der Feeding activity + (FA+) ist in Abb. 5.4 graphisch dargestellt. Die durchschnittliche FA+ unterhalb der Feuchtfläche lag mit 0,14 d⁻¹ leicht unter dem Mittelwert von 0,15 d⁻¹ oberhalb der Feuchtfläche. Die Streuung der Einzelwerte im System A reichte von -0,03 d⁻¹ bis 0,43 mit einer Standardabweichung von 0,11 d⁻¹. Die FA+ der

Testorganismen im Testsystem B war minimal $-0,04 \text{ d}^{-1}$, maximal $0,28 \text{ d}^{-1}$, die Standardabweichung lag bei $0,08 \text{ d}^{-1}$. Mittelwerte und Minima der FA+ beider Systeme waren nahezu identisch, die Standardabweichungen in einer ähnlichen Größenordnung. Nur die maximale FA+ lag im System unterhalb der Feuchtfläche deutlich höher, jedoch durch einen einzelnen Wert verursacht.

Auf vielen Blattscheiben waren nach der Entnahme aus den Filmdöschchen deutliche feine Sedimentablagerungen und leichter Algenbewuchs zu sehen.

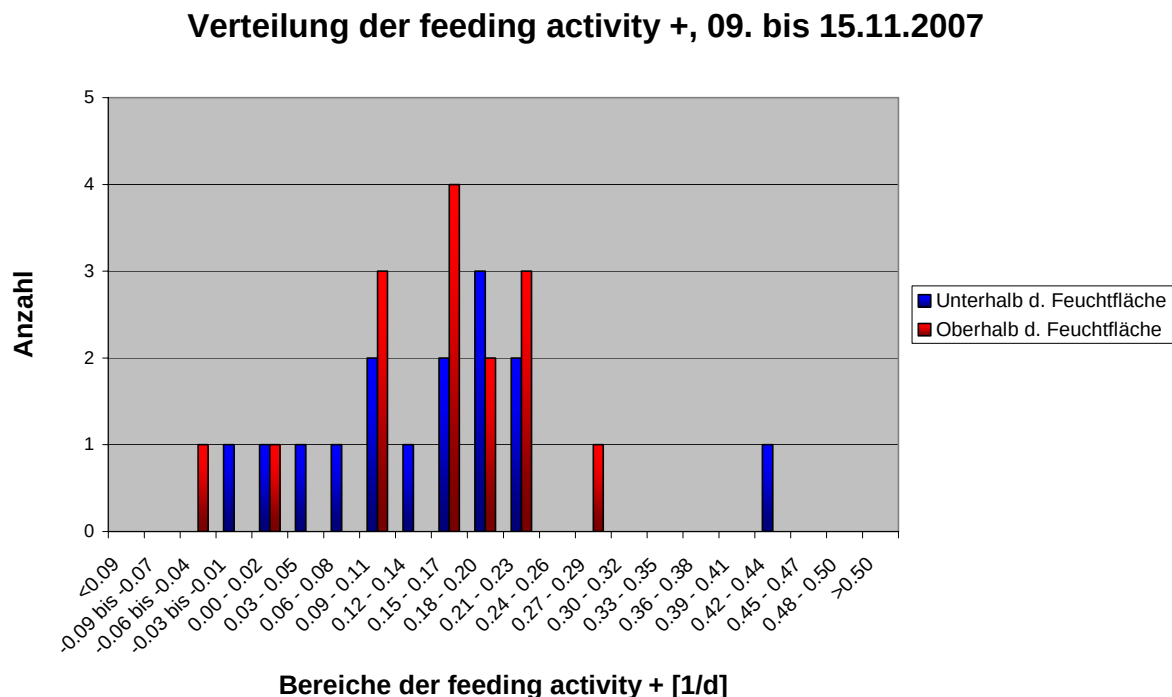


Abb. 5.4: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch B.

Für den Versuchszeitraum sind die Abflüsse, Leitfähigkeiten, Wasser- und Lufttemperaturen in den Abb. 5.5 und 5.6 dargestellt.

Sowohl Maxima und Minima, als auch der Mittelwert des Abflusses am oberen Pegel 2 lagen deutlich über den Vergleichswerten des unteren Pegels. Auffällig ist der deutliche Anstieg der Abflüsse an beiden Pegeln am 14.11.07 im Laufe des Vormittags. Am unteren Pegel 1 erreichte der Abfluss um 9.39 Uhr einen Maximalwert von 14,31 l/s. Am oberen Pegel 2 wurde der Spitzenabfluss von 39,04 l/s, der wegen des durch geringere elektrischer Leitfähigkeit charakterisierten Ereigniswassers, zumindest hier mit einem deutlichen Leitfähigkeitsabfall einherging, 5 Minuten zuvor um 9.34 Uhr ermittelt. Die starken Leitfähigkeitsschwankungen am Pegel 1 gegen Ende des Versuchs wurden mit großer Wahrscheinlichkeit durch kleinere Wassertiere, die sich in den Divern verirrt hatten, verursacht.

Die Wasser- und Lufttemperaturen zeigten während des Versuchs ähnliche Tagesgänge, wobei die Tagesgänge der Wassertemperaturen erwartungsgemäß vergleichsweise gedämpft ausfielen. Die mittlere Wassertemperatur lag am unteren Pegel bei der Feuchtfläche ca. $1,5^{\circ}\text{C}$ über dem Mittelwert des oberen Pegels.

Tab. 5.3 liefert einen Überblick über die an beiden Pegeln ermittelten Abflüsse und die mittleren Wassertemperaturen.

Pegel 1 (unten): Freilandversuch B, 09. bis 15.11.07

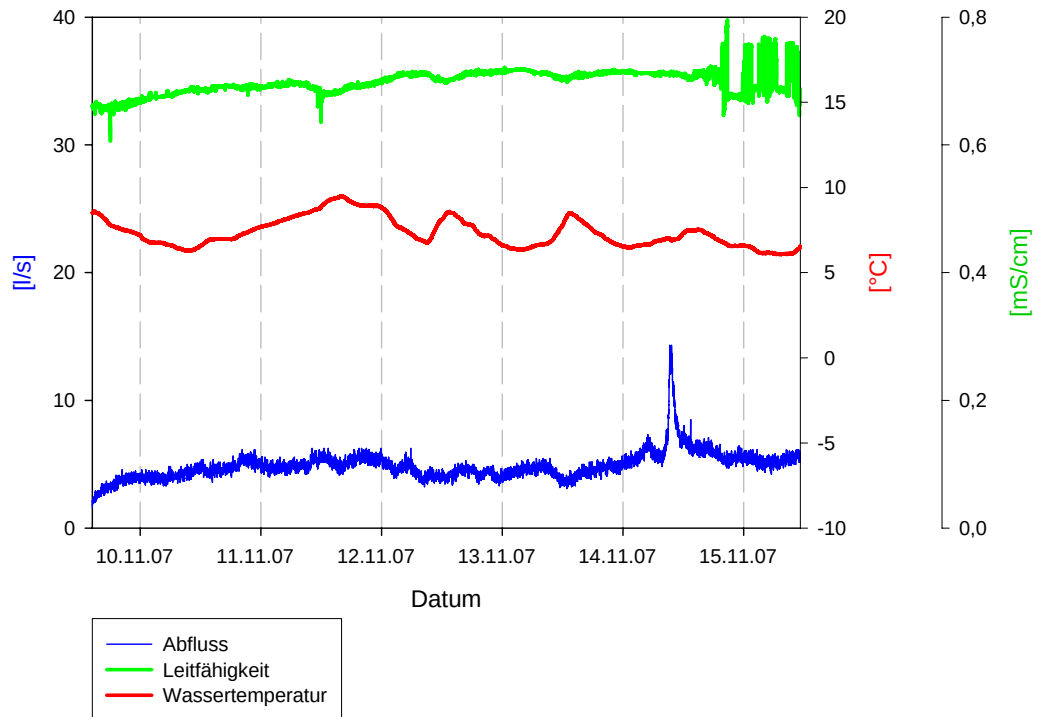


Abb. 5.5: Abfluss, Leitfähigkeit und Wassertemperatur während des Freilandversuchs B am Pegel 1.

Pegel 2 (oben): Freilandversuch B, 09. bis 15.11.07

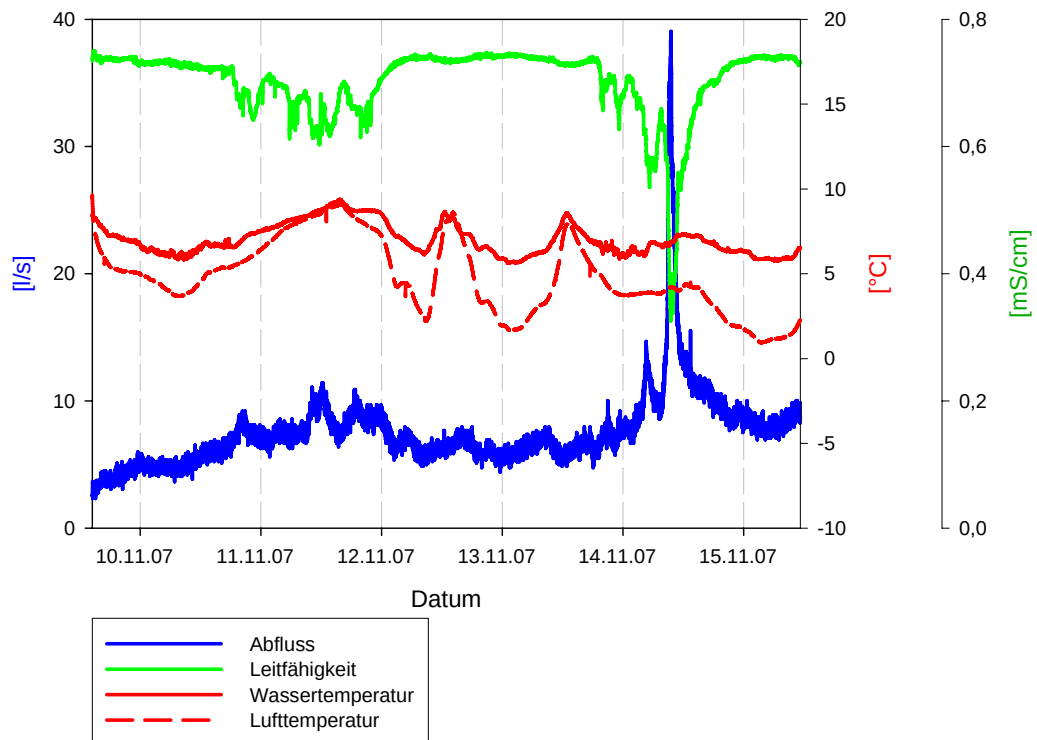


Abb. 5.6: Abfluss, Leitfähigkeit, Wasser- und Lufttemperatur während des Freilandversuchs B am Pegel 2.

Tab. 5.3: Mittlere, höchste, niedrigste Abflüsse und mittlere Wassertemperatur an den Pegeln 1 (unten) und 2 (oben) bei Freilandversuch B.

- B -	Pegel 1 (unten)	Pegel 2 (oben)
Mittlerer Abfluss [l/s]	4,87	7,52
Höchster Abfluss [l/s]	14,31	39,04
Niedrigster Abfluss [l/s]	1,64	2,34
Mittlere Tw [°C]	8,5	7,0

5.4 Ergebnisse des Freilandversuchs C

Die Ergebnisse des Freilandversuchs C, 15. bis 21.11.2007, sind in Tab. 5.4 zusammengefasst, weitere Daten des Versuchs sind in den Tab. 8.7 und 8.8 im Anhang detailliert dargestellt.

Tab. 5.4: feeding activity + bei Freilandversuch C.

Feeding Activity + [d⁻¹]	Testsystem A: Filmdöschchen, unterhalb der Feuchtfäche	Testsystem B: Filmdöschchen, oberhalb der Feuchtfäche
Mittelwert	0,20	0,12
Standardabweichung	0,13	0,15
Maximum	0,52	0,55
Minimum	0,01	- 0,07

Die Verteilung der feeding activity + (FA+) ist in Abb. 5.7 dargestellt.

Im Testsystem A unterhalb der Feuchtfäche betrug die FA+ für den Versuchszeitraum durchschnittlich 0,20 d⁻¹. Mit 0,12 d⁻¹ wurde im System B oberhalb der Feuchtfäche ein deutlich niedrigerer Mittelwert für die FA+ berechnet. Die FA+ umfasste im Testsystem A einen Wertebereich von 0,01 d⁻¹ bis 0,52 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,13 d⁻¹. Testsystem B war durch Werte zwischen -0,07 d⁻¹ und 0,55 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,15 d⁻¹ charakterisiert.

Die Maximalwerte beider Systeme ergaben sich jedoch jeweils nur aufgrund vergleichsweise hoher Einzelwerte. So übertraf das Maximum der FA+ im System oberhalb der Feuchtfäche mit 0,55 d⁻¹ den zweithöchsten Wert (0,19 d⁻¹) um annähernd das Dreifache.

Im Testsystem B war bei Versuchsende ein inaktiver Bachflohkrebs erkennbar.

Auch bei Freilandversuch C waren auf vielen Blattscheiben, nach der Entnahme aus den Filmdöschchen, deutliche feine Sedimentablagerungen zu sehen.

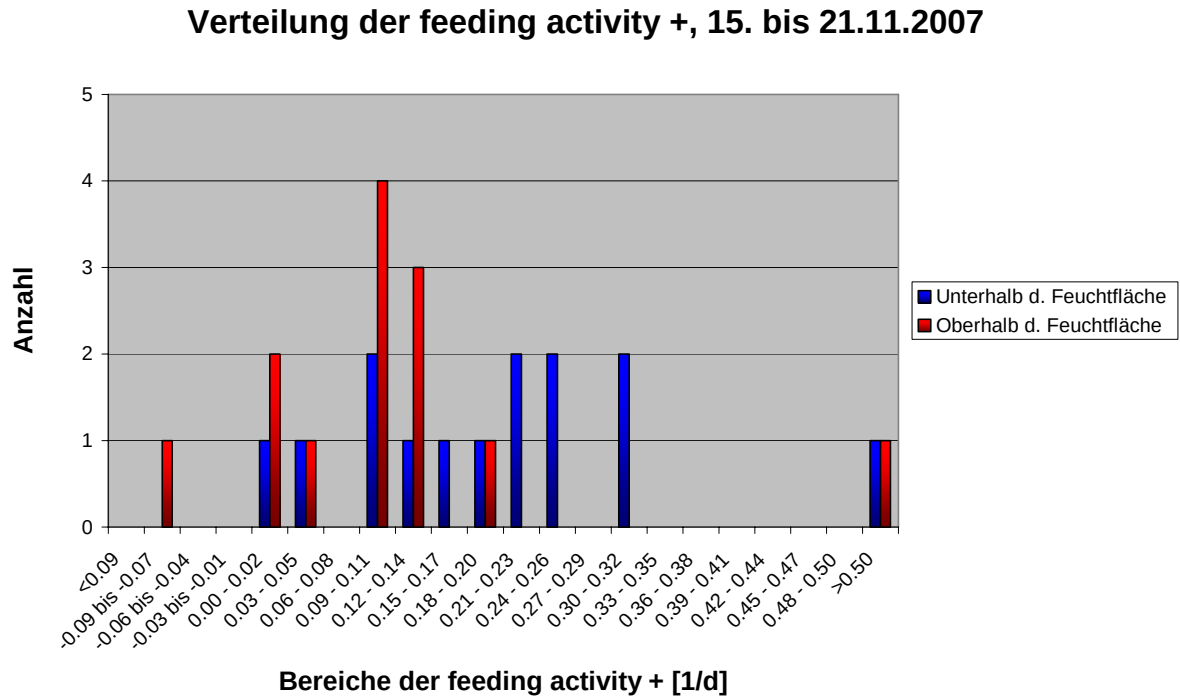


Abb. 5.7: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch C.

Die während des Versuchszeitraums gemessenen Abflüsse, Leitfähigkeiten, Wasser- und Lufttemperaturen sind in den Abb. 5.8 und 5.9 dargestellt.

Tab. 5.5 liefert einen Überblick über die Mittelwerte, Maxima und Minima der Abflüsse und die mittleren Wassertemperaturen.

Wie schon in Freilandversuch B lagen Mittelwert, Maxima und Minima des Abflusses am ursprünglichen Forschungspegel 2 deutlich über den Vergleichswerten des unteren Pegels 1. Auch hier zeigten sich Tagesgänge der Luft- und Wassertemperaturen. Die Wassertemperatur am unteren Pegel übertraf im Mittel erneut den Mittelwert der Temperatur am oberen Pegel.

Pegel 1 (unten): Freilandversuch C, 15. bis 21.11.07

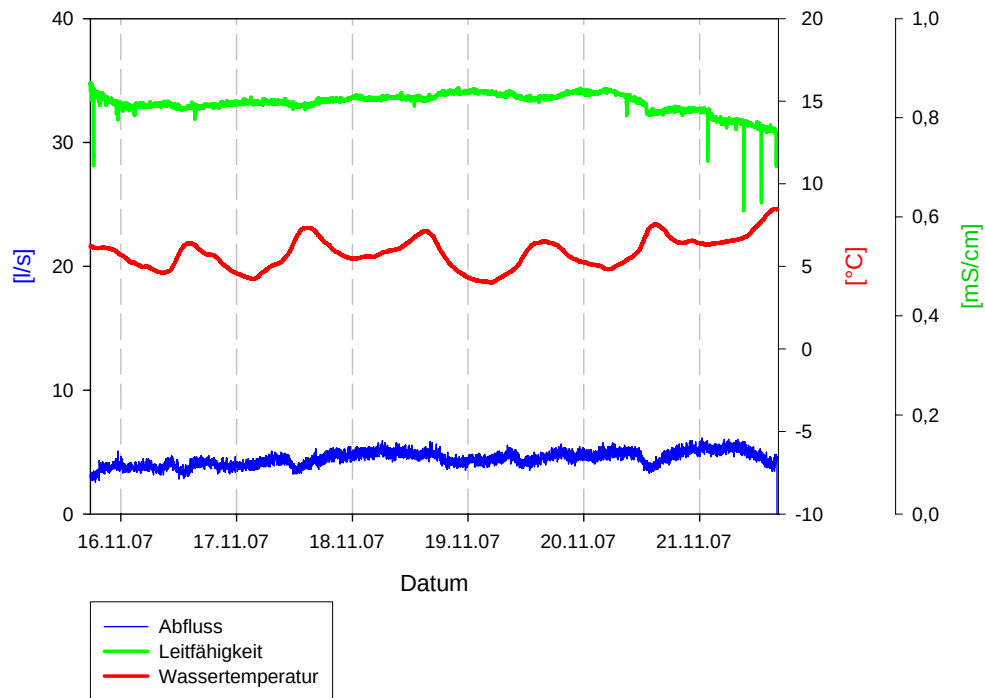


Abb. 5.8: Abfluss, Leitfähigkeit und Wassertemperatur während des Freilandversuchs C am Pegel 1.

Pegel 2 (oben): Freilandversuch C, 15. bis 21.11.07

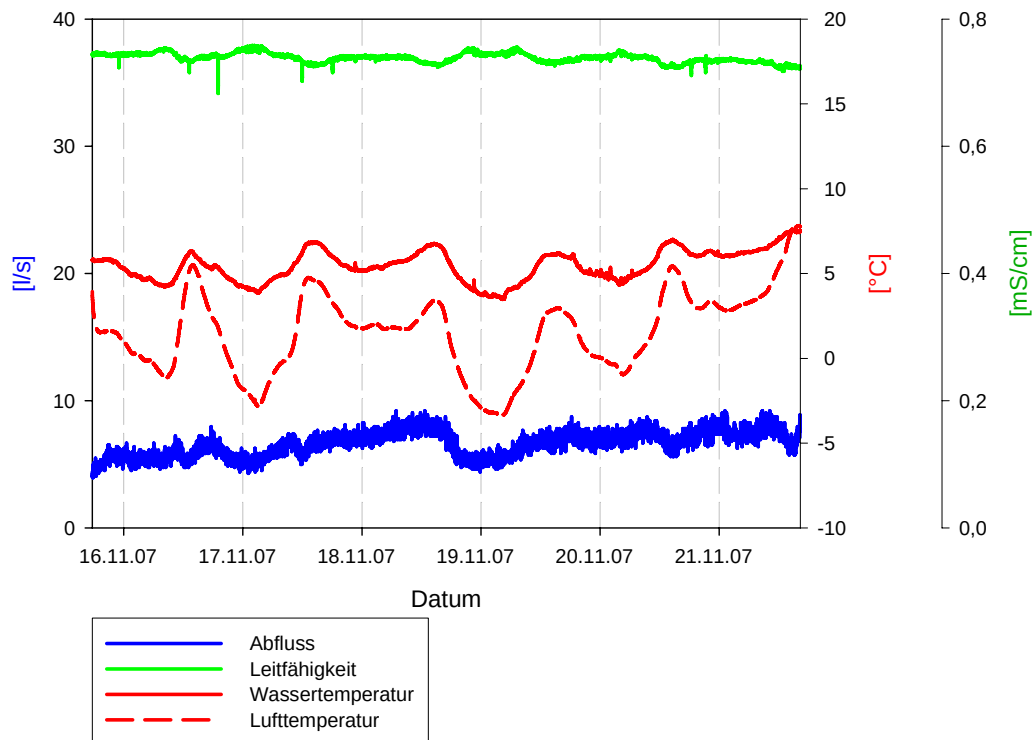


Abb. 5.9: Abfluss, Leitfähigkeit, Wasser- und Lufttemperatur während des Freilandversuchs C am Pegel 2.

Tab. 5.5: Mittlere, höchste, niedrigste Abflüsse und mittlere Wassertemperatur an den Pegeln 1 (unten) und 2 (oben) bei Freilandversuch C.

- C -	Pegel 1 (unten)	Pegel 2 (oben)
Mittlerer Abfluss [l/s]	4,46	6,62
Höchster Abfluss [l/s]	6,14	9,21
Niedrigster Abfluss [l/s]	2,59	3,97
Mittlere Tw [°C]	5,81	5,47

5.5 Ergebnisse des Freilandversuchs D

Die Ergebnisse des Freilandversuchs D, 30.11. bis 06.12.2007, sind in Tab. 5.6 zusammengefasst, weitere detaillierte Daten in den Tab. 8.9, 8.10 und 8.11 im Anhang dargestellt.

Tab. 5.6: feeding activity + bei Freilandversuch D.

Feeding Activity + [d⁻¹]	Testsystem A: Filmdöschchen, unterhalb der Feuchtfläche	Testsystem C: Sortierkasten, unterhalb der Feuchtfläche	Testsystem B: Filmdöschchen, oberhalb der Feuchtfläche
Mittelwert	0,07	0,15	0,14
Standardabweichung	0,08	0,09	0,07
Maximum	0,20	0,27	0,30
Minimum	- 0,10	0,00	0,07

Bei Freilandversuch D kamen drei Testsysteme zum Einsatz: die bereits aus den früheren Versuchen bekannten Filmdöschchen-Systeme (unterhalb und oberhalb der Feuchtfläche) und zusätzlich ein Sortierkasten-System (C) unterhalb der Feuchtfläche.

Unterhalb der Feuchtfläche konnte mit Testsystem A für die mittlere feeding activity + (FA+) der Testorganismen ein Wert von 0,07 d⁻¹, mit Testsystem C (Sortierkasten) ein mehr als doppelt so hoher Wert (0,15 d⁻¹) für denselben Standort ermittelt werden. Der Mittelwert im Testsystem B (Filmdöschchen) oberhalb der Feuchtfläche hatte mit 0,14 d⁻¹ die gleiche Größenordnung wie die durchschnittliche FA+ im Testsystem C (Sortierkasten) unterhalb der Feuchtfläche. Die Standardabweichungen der ermittelten FA+ in allen drei Systemen unterschieden sich geringfügig.

Im Sortierkasten-System waren bei Versuchsende zwei Testorganismen nicht mehr in ihren Fächern zu finden, was mit dem Verschluss, der sich nicht immer nahtlos schließen ließ, begründet werden kann.

In allen Testsystemen waren auf den Blattscheiben nach der Entnahme aus den Filmdöschchen deutliche feine Sedimentablagerungen zu beobachten.

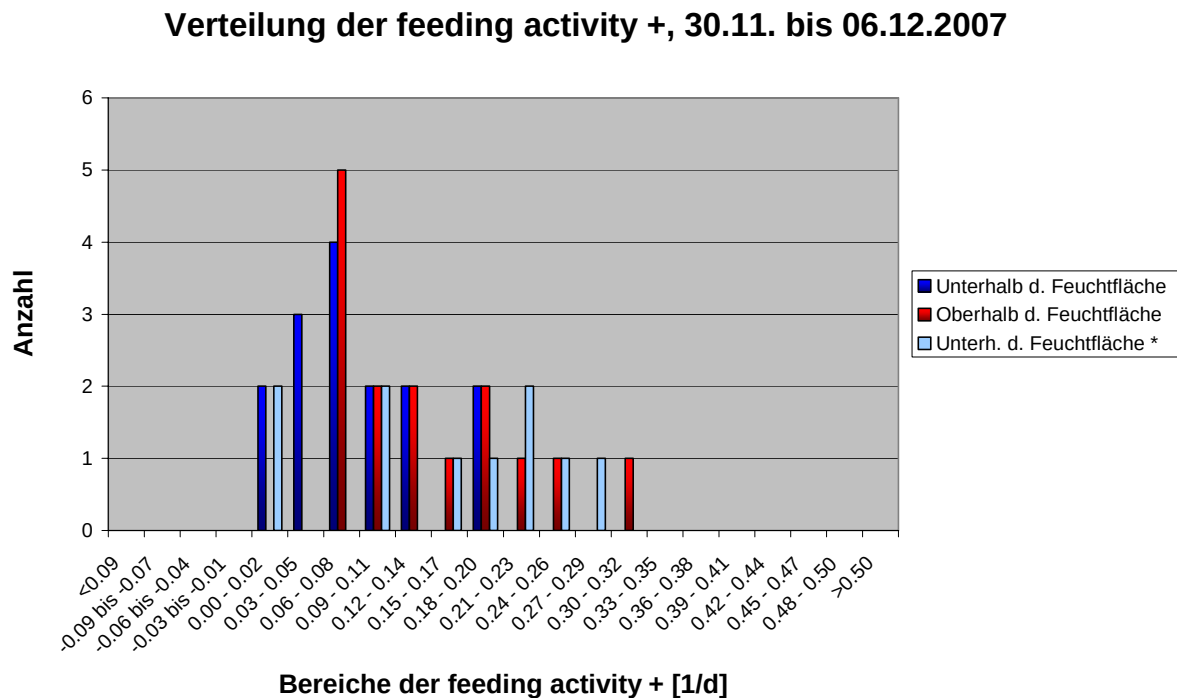


Abb. 5.10: Verteilung der feeding activity + bei Freilandversuch D.
(hellblau sind die Ergebnisse des Systems bestehend aus einem
„Sortierkasten“ dargestellt.).

Die Abflüsse, Leitfähigkeiten, Wasser- und Lufttemperaturen für den Versuchszeitraum sind in den Abb. 5.11 und 5.12 dargestellt.

Wie bei den Freilandversuchen B und C lagen sowohl Maxima und Minima, als auch der Mittelwert des Abflusses am oberen Pegel (2) deutlich über den Vergleichswerten des unteren Pegels (1). Im Laufe des 03.12. bis zum folgenden Tag in den frühen Morgenstunden und ab dem Mittag des 05.12.07 waren an beiden Pegeln mehrere Abfluss-Peaks zu erkennen. Der Abfluss erreichte am oberen Pegel 2 am 04.12. um 1.10 Uhr den Spitzenwert mit 24,01 l/s. Am unteren Pegel 1 wurde der Spitzenabfluss mit 9,78 l/s 7 Minuten später um 1.17 Uhr registriert. Auch bei Freilandversuch D war nur am Pegel 2 ein deutlicher Leitfähigkeitsabfall im Zusammenhang mit den Abfluss-Peaks zu erkennen. Die darüber hinaus periodischen Schwankungen kleinerer Amplitude an beiden Pegeln dürften von kleinen Wassertieren in den Divern verursacht worden sein.

Die mittlere Wassertemperatur am Pegel 1 lag erneut geringfügig über dem Vergleichswert. Die wichtigsten Werte sind in Tab. 5.7 zusammengefasst.

Pegel 1 (unten): Freilandversuch D, 30. 11. bis 06.12.07

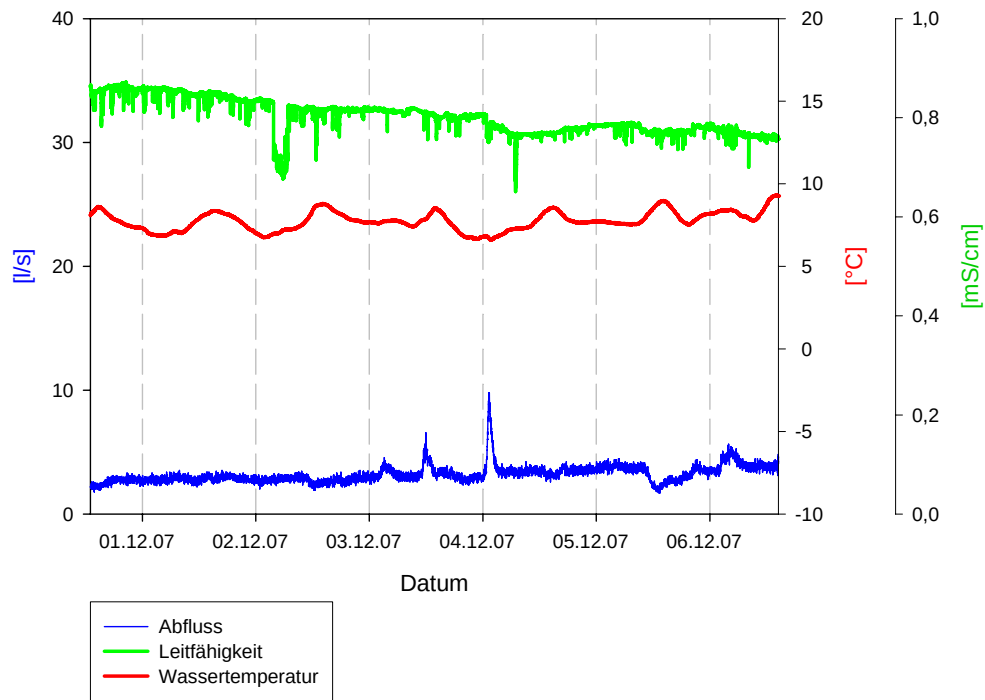


Abb. 5.11: Abfluss, Leitfähigkeit und Wassertemperatur während des Freilandversuchs D am Pegel 1.

Pegel 2 (oben): Freilandversuch D, 30.11. bis 06.12.07

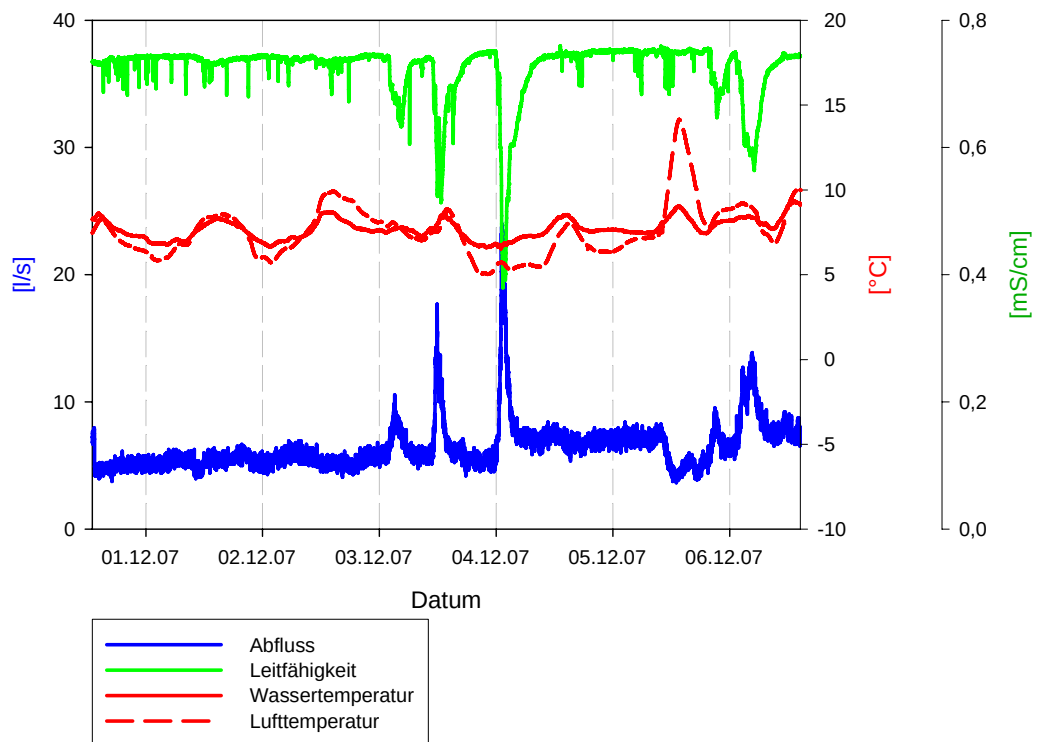


Abb. 5.12: Abfluss, Leitfähigkeit, Wasser- und Lufttemperatur während des Freilandversuchs D am Pegel 2.

Tab. 5.7: Mittlere, höchste, niedrigste Abflüsse und mittlere Wassertemperatur an den Pegeln 1 (unten) und 2 (oben) bei Freilandversuch D.

- D -	Pegel 1 (unten)	Pegel 2 (oben)
Mittlerer Abfluss [l/s]	3,20	6,42
Höchster Abfluss [l/s]	9,78	24,01
Niedrigster Abfluss [l/s]	1,68	3,66
Mittlere Tw [°C]	7,74	7,68

5.6 Vergleich der Ergebnisse der Freilandversuche

Mit den Freilandversuchen sollte unter anderem auch überprüft werden, ob Zusammenhänge zwischen der feeding activity + (FA+) der Testorganismen und den möglichen Stressoren Abfluss (hydraulischer Stress) und Wassertemperatur festgestellt werden können.

In Abb. 5.13 sind für die Freilandversuche B, C, D die bei der Feuchtfäche (Pegel 1) gemessenen Maxima, Minima, Mittelwerte der Abflüsse, die mittlere Wassertemperatur und die mittlere feeding activity + dargestellt. In der Abbildung stellt die feeding activity + bei jedem Versuch jeweils den Mittelwert der FA+ aller während eines Versuchs verwendeten Testsysteme (unterhalb und oberhalb der Feuchtfäche) dar: bei den Freilandversuchen B und C den Mittelwert der in zwei Testsystemen ermittelten FA+ (Filmdöschchen-Systeme unterhalb und oberhalb der Feuchtfäche), bei Versuch D den Mittelwert dreier Testsysteme (zusätzlich Sortierkasten-System unterhalb der Feuchtfäche).

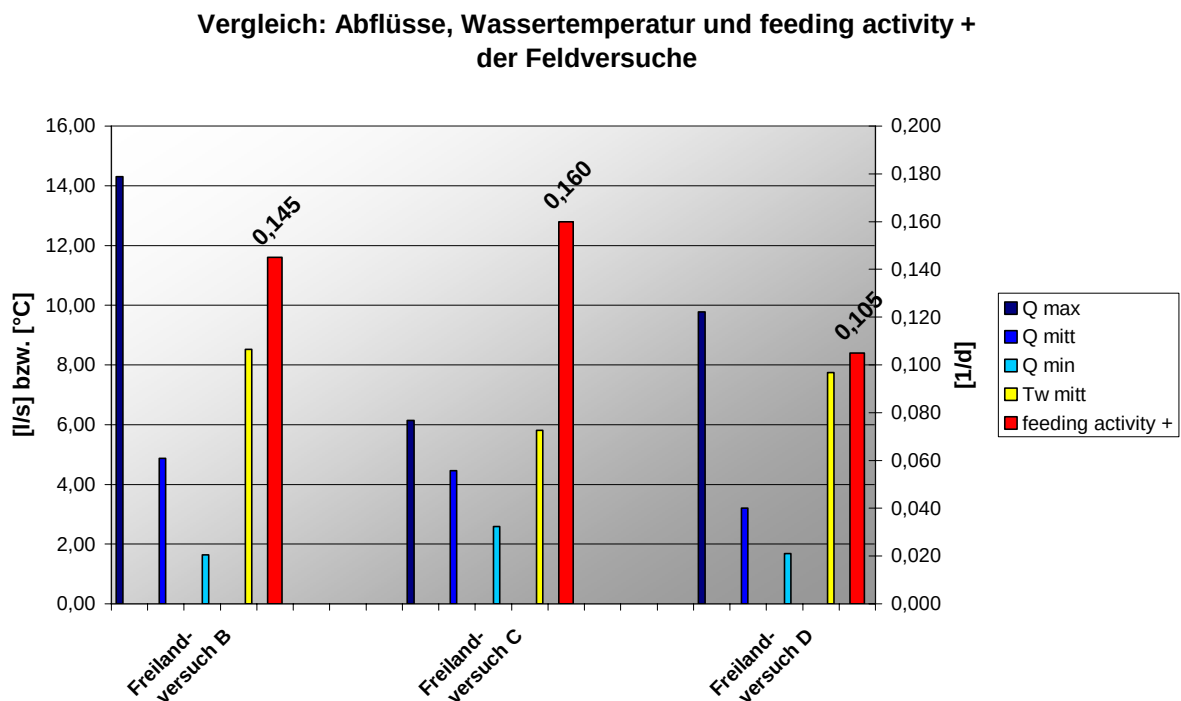


Abb. 5.13: Vergleich: Abflüsse, Wassertemperaturen und feeding activity +.

Für die drei Freilandversuche B, C und D konnte kein Zusammenhang zwischen den Mittelwerten der feeding activity + und den Abflüssen bzw. den Wassertemperaturen hergestellt werden. Zwar wurde z.B. die höchste FA+ ($0,16 \text{ d}^{-1}$) bei Freilandversuch C, bei dem auch der geringste maximale Abfluss gemessen werden konnte, festgestellt – die geringste FA+ aber bei Versuch C mit einem vergleichsweise mittleren Wert für den Spitzenabfluss.

Ebenso lässt sich sowohl für die mittleren und niedrigsten Abflüsse als auch die mittleren Wassertemperaturen kein Zusammenhang mit FA+ erkennen.

Zudem wurde für alle vier Freilandversuche untersucht, ob sich die einzelnen Reihen der Filmdöschen -Testsysteme hinsichtlich der Werte für die FA+ unterscheiden. In Abb. 5.14 sind die Mittelwerte der einzelnen Reihen dargestellt, wobei zwischen den Testsystemen unterhalb und oberhalb der Feuchtfäche unterschieden wird.

Bei den Testsystemen oberhalb der Feuchtfäche nahm die FA+ mit jeder Döschenreihe zu, während bei den Testsystemen unterhalb der Feuchtfäche die Werte tendenziell geringer wurden. Die Reihen 1 und 2 waren, wie bereits beschrieben, nicht mit Testorganismen besetzt. Deshalb kann ihnen auch keine FA+ zugeordnet werden. Die Reihen 3 bis 5 waren bei allen vier Freilandversuchen mit Testorganismen ausgestattet, während die 6. Reihen nur bei Freilandversuch A zum Einsatz kamen.

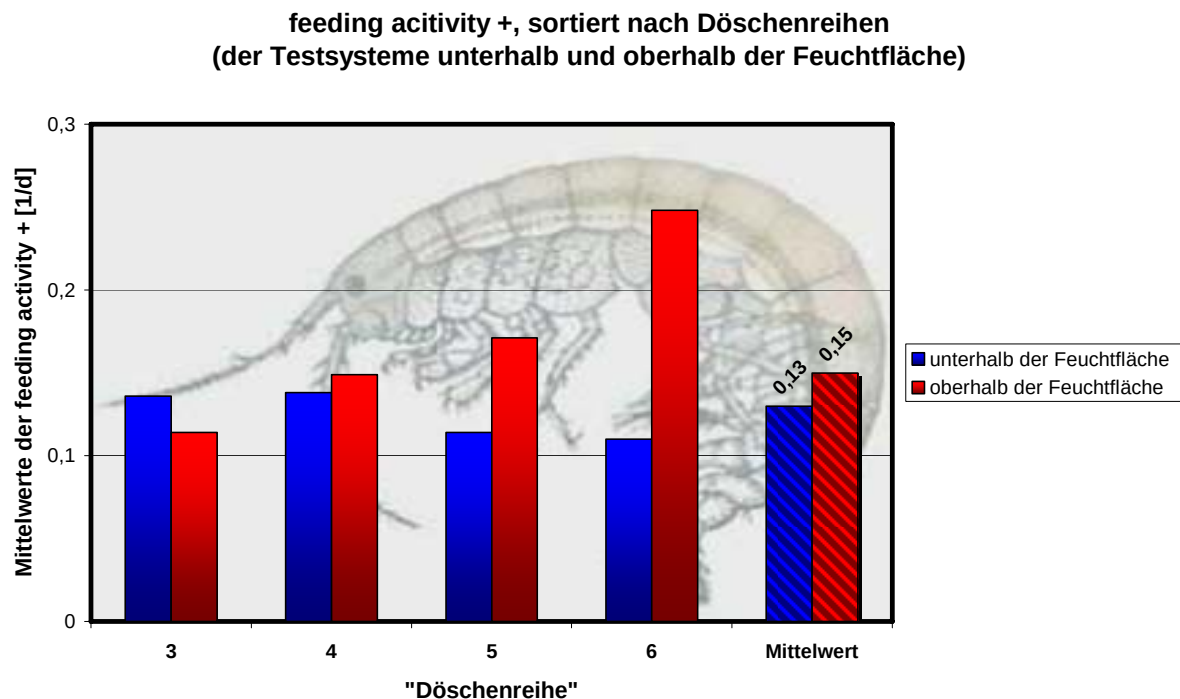


Abb. 5.14: feeding activity +, nach Döschenreihen sortiert.

5.7 Diskussion

Bei den Freilandversuchen, die zu einer Zeit (Oktober bis Dezember), in der im Löchernbachgebiet keine Pestizidbelastungen zu erwarten waren, durchgeführt wurden, stellten sich Fragen die prinzipielle Funktionalität der Testsysteme und -methoden betreffend: Sind die ausgewählten Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*) als Testorganismen geeignet? Sind überhaupt Fraßaktivitäten mit den neu entwickelten Testsystemen messbar? In welcher Größenordnung liegen die Werte der Fraßaktivitäten zu einer Zeit, in der keine Pestizidbelastungen zu erwarten sind? Lassen sich Unterschiede zwischen den beiden Messpunkten bei der Feuchtfläche beobachten?

Bei den Freilandversuchen konnte die prinzipielle Funktion zweier Testsystem-Modelle („Filmdöschen“ und „Sortierkasten“) nachgewiesen werden: in den Testsystemen waren jeweils deutliche Fraßaktivitäten als feeding activity + (FA+) feststellbar und optisch anhand von Fraßstellen an den Blattscheiben zu erkennen.

Werden für beide Messpunkte (unterhalb und oberhalb der Feuchtfläche) die aus den Einzelwerten der FA+ aller Versuche resultierenden Mittelwerte berechnet, so ergibt sich auf den ersten Blick ein recht einheitliches Bild: über den gesamten Versuchszeitraum betrachtet, lag die durchschnittliche FA+ unterhalb der Feuchtfläche mit $0,13 \text{ d}^{-1}$ nur leicht unter dem Mittelwert von $0,15 \text{ d}^{-1}$ oberhalb der Feuchtfläche. Dennoch ist der Unterschied nicht als klare Tendenz zugunsten einer höheren FA+ oberhalb der Feuchtfläche zu bewerten. Nur bei Freilandversuch B lagen die einzelnen Mittelwerte beider Testsysteme ($0,14 \text{ d}^{-1}$ unterhalb und $0,15 \text{ d}^{-1}$ oberhalb der Feuchtfläche) vergleichbar. Die anderen Versuche (A, C und D) lieferten weniger einheitliche Ergebnisse. Bei zwei Versuchen (A und D) konnten am Messpunkt oberhalb der Feuchtfläche deutlich höhere FA+ bestimmt werden als unterhalb der Feuchtfläche, bei einem Versuch (C) hingegen übertraf die FA+ unterhalb der Feuchtfläche den Vergleichswert fast um das Doppelte.

Auch innerhalb der einzelnen Testsysteme waren deutliche Streuungen der Einzelwerte um die Mittelwerte zu beobachten. Aufgrund der Bauweise der Testsysteme ist davon auszugehen, dass für alle Testorganismen innerhalb eines Systems sehr ähnliche Bedingungen herrschen. So dürften auf alle Testorganismen eines Systems mögliche Stressoren (hydraulischer Stress, Temperatur, Schadstoffe usw.), mit denen subletale Wirkungen einhergehen könnten, ähnlichen Einfluss haben.

Möglicherweise stellen die Streuungen der Einzelwerte eines Testsystems einfach natürliche, individuelle Unterschiede im Fraßverhalten der Testorganismen dar. Weiter bleibt offen, inwiefern die Blattscheiben (Dicke, Anteil der Adern, Verrottungsgrad usw.) das Fraßverhalten beeinflussen. Zwar wurden wie bei den Testorganismen für das Futter einheitliche Auswahlkriterien beachtet, natürliche Unterschiede lassen sich jedoch nicht vermeiden. Eine weitere mögliche Begründung für die Streuungen liefern die bei der Auswertung der Freilandversuche beobachteten feinen Sedimentablagerungen und der teilweise vorkommende Algenbewuchs auf den Blattscheiben. Da das Trockengewicht der Blattscheiben nur wenige Milligramm beträgt, könnten sich diese feinen, von Blattscheibe zu Blattscheibe unterschiedlichen Ablagerungen durchaus bemerkbar machen. Zwar wurden durch die Erweiterung der feeding activity zur FA+ Ablagerungen beachtet, jedoch handelt es sich hierbei um Mittelwerte jeweils von 5 Blattscheiben-Paaren pro System.

Der Vergleich der FA+ in den einzelnen Reihen (2 – 6) der Filmdöschen-Systeme zeigte zwar für die oberhalb der Feuchtfläche eingesetzten Testsysteme tendenziell einen Anstieg von Reihe zu Reihe, in den Testsystemen unterhalb der Feuchtfläche war aber praktisch ein umgekehrtes Verhalten zu beobachten.

LIESS (1993) und SCHULZ (1997) schreiben – neben den Pestizidbelastungen – vor allem dem Stressor „Abfluss“ als hydraulischen Stress große Bedeutung für aquatische Organismen zu. In Kapitel 5 wurde untersucht, ob für den Versuchszeitraum ein Zusammenhang zwischen der FA+ und den Abflüssen bzw. der Wassertemperatur, die neben Pestizidbelastungen auch als Stressoren auftreten können, festgestellt werden kann.

Für die drei Freilandversuche (B, C, D), bei denen Werte für die Abflüsse und Wassertemperaturen ermittelt wurden, waren keine Zusammenhänge erkennbar. Allerdings stellen drei Versuche noch keine ausreichende Grundlage für eine ausreichende Beurteilung eventueller Zusammenhänge dar.

5.8 Fazit

Bei den Freilandversuchen konnte die prinzipielle Funktion beider Testsystem-Modelle („Filmdöschen“ und „Sortierkasten“) nachgewiesen werden: in den Testsystemen waren jeweils deutliche Fraßaktivitäten als feeding activity + (FA+) feststellbar und optisch auch anhand von Fraßstellen an den Blattscheiben, die als Futter dienten, zu erkennen.

Bei dem Vergleich der Ergebnisse beider Messpunkte (unterhalb und oberhalb der Feuchtfläche) war, obwohl die FA+ mit durchschnittlich $0,15 \text{ d}^{-1}$ oberhalb der Feuchtfläche leicht über dem Vergleichswert von $0,13 \text{ d}^{-1}$ unterhalb der Feuchtfläche lag, aufgrund großer Schwankungen der FA+ von Versuch zu Versuch keine klare Tendenz zugunsten einer im Mittel höheren Fraßaktivität bei einem der beiden Messpunkte festzustellen.

Für die drei Freilandversuche, bei denen Werte für die Abflüsse und Wassertemperaturen ermittelt wurden, waren zudem keine Zusammenhänge zwischen der FA+ und den Abflüssen bzw. Wassertemperaturen erkennbar.

6 Laborversuche mit Glyphosat

Da bei den Freilandversuchen keine messbaren Pestizidkonzentrationen im Löchernbach zu erwarten waren, wurden in zusätzlichen Laborversuchen verschiedene Wirkungen des Stressors „Pestizidbelastung“ auf Testorganismen untersucht.

6.1 Laborversuche A

Ein weiteres Testsystem wurde speziell für die Laborversuche A entwickelt.

Diese ersten Laborversuche dienten dazu, mögliche subletale oder letale Wirkungen des Herbizids Glyphosat auf Testorganismen zu untersuchen.

6.1.1 Material und Methoden

Experimentelle Ausstattung

Bei den ersten Laborversuchen A1 und A2 kam wiederum ein Testsystem bestehend aus einem umgebauten Sortierkasten (Abb. 8.7 im Anhang) aus Kunststoff der Größe 34 x 25 x 6 cm zum Einsatz. Auch hier bildeten je acht hintereinander „geschaltete“ Fächer vier Reihen - insgesamt 32 Fächer, von denen maximal 24 mit Testorganismen besetzt werden konnten. Die einzelnen Fächer (6 x 4 cm) jeder Reihe waren durch mit Netzen bedeckten Öffnungen ($\varnothing$ ca. 2 cm) im oberen Drittel der Trennwände untereinander verbunden. Die Netze mit einer Maschenweite von ca. 1 mm ermöglichten Wasserfluss durch die Trennwände, verhinderten aber gleichzeitig das Wegdriften der Testorganismen und des Futters in benachbarte Fächer. Mittels zweier Schlauchpumpen (Förderleistung ca. 300 ml/min) und Eimern (je 12 l) wurden über Schläuche zwei unabhängige Wasserkreisläufe erzeugt. Die beiden in der Abbildung 6.1 links skizzierten Reihen bildeten dabei den „unbelasteten“, die beiden Reihen rechts den mit Glyphosat kontaminierten Kreislauf.

Das Wasser wurde aus dem Sortierkasten-System mit der einen Schlauchpumpe abgepumpt und in die beiden mit Sauerstoffpumpen zur Belüftung ausgestatteten Eimer weitergeleitet. Die zweite Pumpe förderte das Wasser aus den Eimern wieder zurück in den Sortierkasten. Die Pumpleistung der absaugenden Pumpe war immer geringfügig höher eingestellt, um ein Überlaufen des Sortierkastens zu verhindern. So konnte gewährleistet werden, dass der Wasserspiegel (4,5 cm) in den einzelnen Fächern nur bis zu den Öffnungen im oberen Drittel der Trennwände anstieg und sich die beiden Wasserkreisläufe nicht durchmischten.

Als Testorganismen dienten Bachflohkrebse (*Gammarus fossarum*) aus dem Löchernbach. Die Länge der Gammariden betrug einheitlich etwa 1,5 cm. Das Futter bestand aus Blättern der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*).

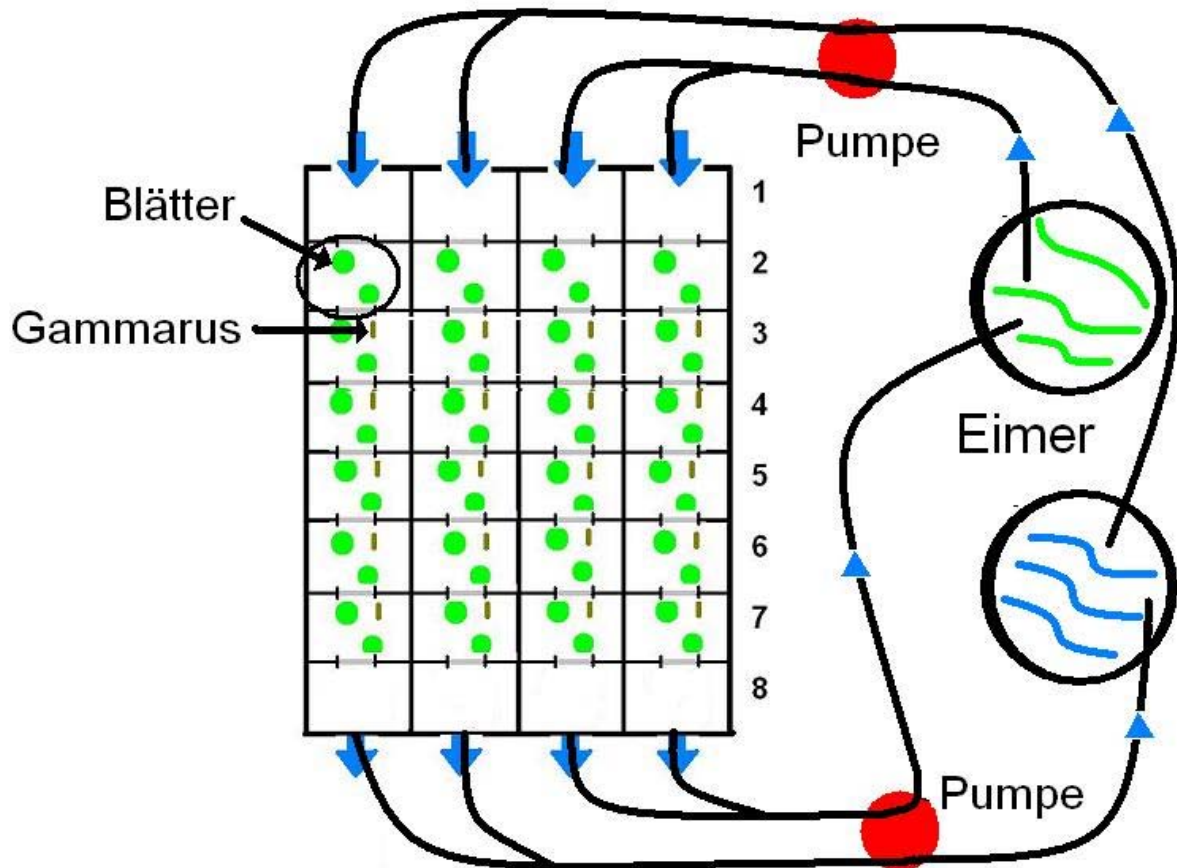


Abb. 6.1: Aufbau des Laborversuchs A (Sortierkastensystem).

Versuchsdurchführung

a) Vorbereitung des Futters

Aus Blättern der Schwarzerle wurden Blattscheiben gestanzt und 8 Tage in die bereits in Kapitel 5 beschriebene Lösung gegeben. Anschließend wurden die Scheiben bei 60 °C im Trockenschrank 12 Stunden getrocknet. Nach Bestimmung des Trockengewichts wurden die Blattscheiben 12 Stunden vor Versuchsbeginn mit Leitungswasser angefeuchtet, um eine möglichst gute Konsistenz als Futtergrundlage für die Testorganismen zu erhalten.

b) Vorbereitung der Testorganismen

Die Bachflohkrebse (ca. 1,5 cm lang) stammten aus dem Löchernbach. Sie wurden wenige Tage vor Versuchsbeginn gefangen und in einem Aquarium (ca. 115 l) gehalten. Um für die Testorganismen möglichst gute Lebensbedingungen zu schaffen, war das Aquarium mit einem Innenfilter, Belüftung und größeren Steinen als Unterschlupfmöglichkeit ausgestattet. Als Futter dienten Blätter der Schwarzerle. Ein Teil des Wassers im Aquarium wurde regelmäßig durch frisches Mischwasser (2/3 Wasser aus dem Löchernbach und 1/3 Leitungswasser) ersetzt.

c) Ausstattung der Testsysteme

In jedes mit Testorganismen ausgestattete Fach wurden zwei Blattscheiben als Futter gegeben. Das gesamte Testsystem (Sortierkasten, Schläuche und Eimer) war während des Versuchs mit Wasser, einer Mischung aus Bachwasser des Löchernbachs (2/3) und

Leitungswasser (1/3), gefüllt. Dieses Mischungsverhältnis zeigte zuvor in mehrwöchigen Phasen der Aquarienhaltung keine negativen Auswirkungen auf die Testorganismen.

HARTMANN (2006) bestimmte im von Weinbau geprägten Einzugsgebiet „Rouffach“, das häufig mit dem Löchernbachgebiet verglichen wird, im Zuge ihrer Diplomarbeit verschiedene Pestizidkonzentrationen. Die maximale ermittelte Konzentration des Herbizids Glyphosat betrug 60 µg/l. Diese Konzentration diente als Anhaltspunkt für den folgenden Laborversuch und wurde mittels der Herstellerangaben für das Produkt „Glyfos“ berechnet. Vor Versuchsbeginn wurde einer der beiden Wasserkreisläufe mit Glyphosat kontaminiert, so dass sich in ihm eine konstante Konzentration von 60 µg/l während des gesamten Versuchszeitraums einstellte. Um das Testsystem regelmäßig mit „frischem“ Wasser zu versorgen, wurde alle 2 Tage zusätzlich ¼ des Wassers unter Beibehaltung des Mischverhältnisses und der Pestizidkonzentration im kontaminierten Wasserkreislauf erneuert.

d) Auswertung der Versuche

In den Versuchszeiträumen von je 6 Tagen wurden die Testorganismen täglich auf Verhaltensauffälligkeiten bzw. Mortalität überprüft. Ursprünglich sollte die feeding activity + ermittelt werden, aufgrund der unnatürlichen Verhaltensweisen und der optisch nicht feststellbaren Fraßaktivitäten wurde jedoch darauf verzichtet.

6.1.2 Ergebnisse der Laborversuche A

Laborversuch A1

Die Mortalitäten sind hier für jeden Versuchstag kumulativ, nicht als Tageswerte dargestellt (Abb. 6.2).

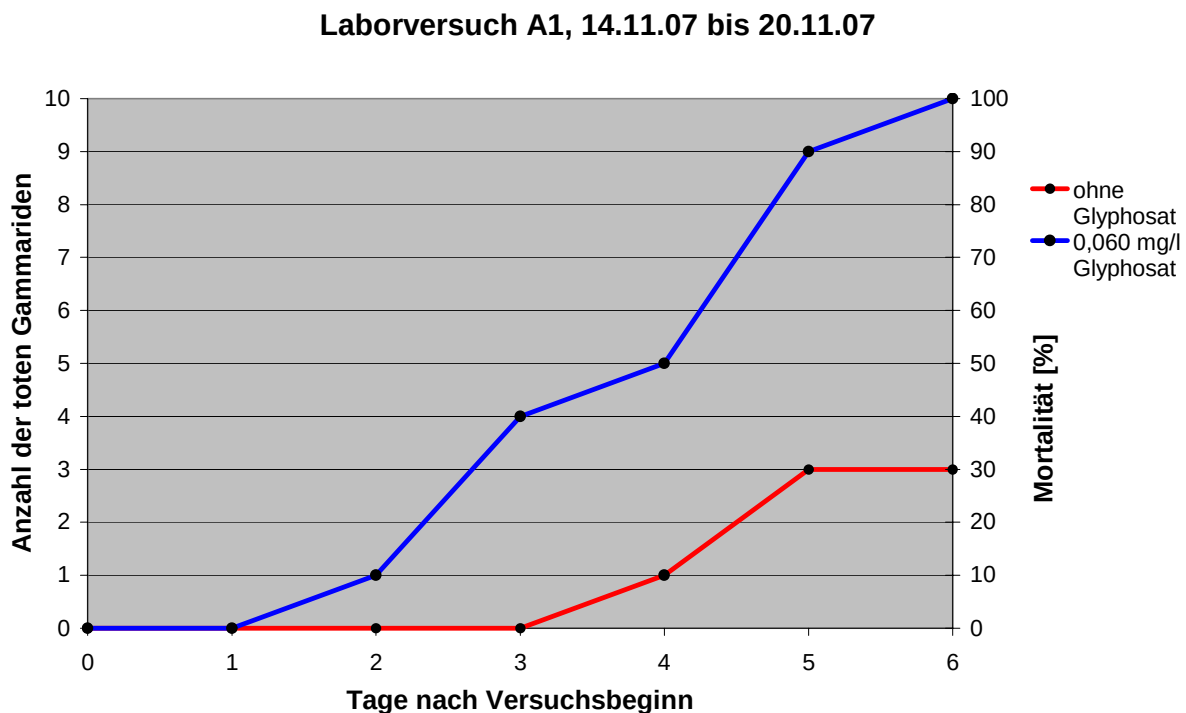


Abb. 6.2: Mortalitäten der Testorganismen bei Laborversuch A1.

Laborversuch A1 (14. bis 20.11.07) lieferte deutlich unterschiedliche Mortalitäten für die beiden Wasserkreisläufe des Versuchssystems.

In dem mit Glyphosat (60 µg/l) kontaminierten Kreislauf befand sich bereits zwei Tage nach Versuchsbeginn ein toter Bachflohkrebs. Die kumulative Mortalität stieg täglich weiter an und erreichte nach 6 Versuchstagen 100 %. In dem nicht mit Glyphosat kontaminierten Wasserkreislauf war nach vier Versuchstagen der erste tote Bachflohkrebs zu beobachten. Die kumulative Mortalität erreichte nach 5 Tagen ihr Maximum und betrug wie bei Versuchsende 30 %, was 3 toten Gammariden bei insgesamt 10 Testorganismen entspricht.

Während des Versuchszeitraums waren in beiden Wasserkreisläufen keine Fraßaktivitäten zu beobachten. Die Testorganismen verhielten sich zudem recht auffällig, indem einige fortwährend an der Wasseroberfläche in Bewegung waren oder sich zeitweise untypisch regungslos, ungeschützt neben den Futterblättern aufhielten.

Laborversuch A2

Um die auffällig hohen Mortalitäten des ersten Laborversuchs A1 zu überprüfen, wurde im Zeitraum vom 23. bis 29.11.07 ein weiterer Versuch A2 durchgeführt, ohne das Systems mit Glyphosat zu kontaminieren.

Bei Laborversuch A2 waren in beiden unbelasteten Wasserkreisläufen ähnliche Mortalitäten wie in der Kontrolle des Versuchs A1 zu beobachten (Abb. 6.3). In Kreislauf I wurden nach drei Versuchstagen die ersten zwei toten Gammariden beobachtet. Die kumulative Mortalität erreichte nach 5 Tagen ihr Maximum (25 %) mit 3 toten Testorganismen. Im zweiten Wasserkreislauf setzte die Mortalität bereits nach zwei Tagen ein und lag bei Versuchsende mit 33,3 % etwas höher als in Kreislauf I.

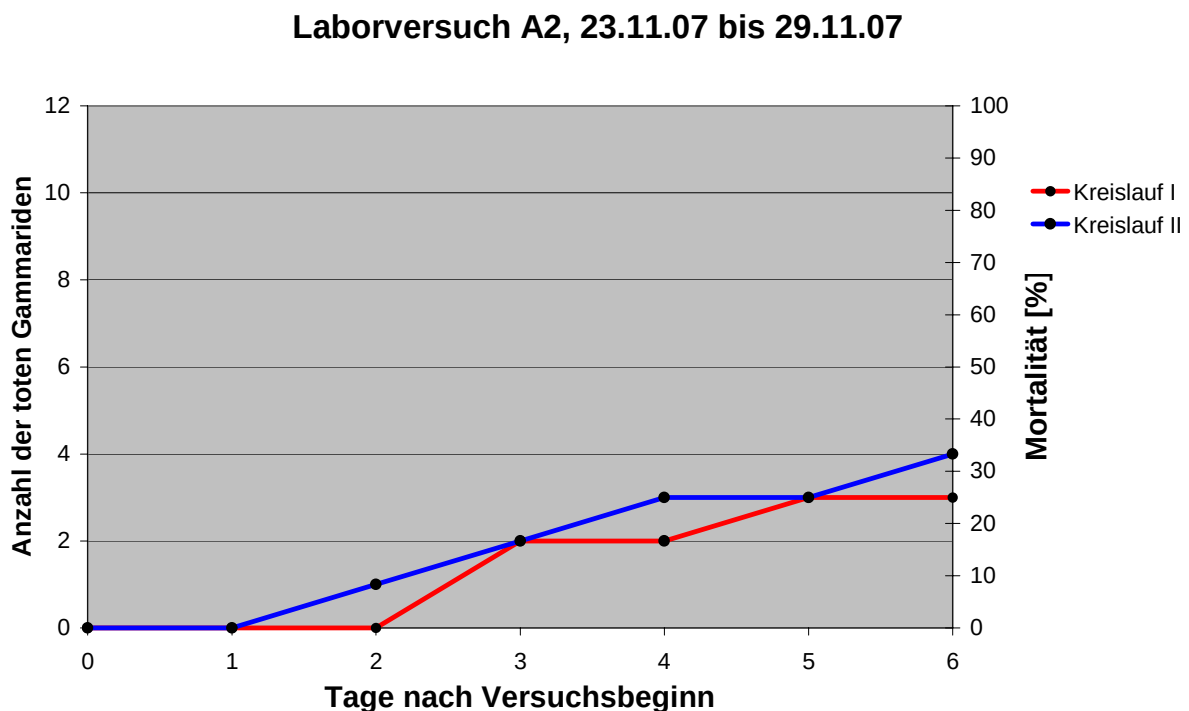


Abb. 6.3: Mortalitäten der Testorganismen bei Laborversuch A2.

6.2 Laborversuch B

Da die Testorganismen in dem bei den Laborversuchen A1 und A2 eingesetzten Testsystem nicht nur unnatürliche Verhaltensweisen an den Tag legten, sondern auch von hohen Mortalitäten betroffen waren, wurde die Laborversuchsreihe A eingestellt.

Bei Laborversuch B wurden die bei den Freilandversuchen (Kapitel 5) bewährten Filmdöschen-Testsysteme unter Laborbedingungen eingesetzt und die Reaktion auf das Herbizid Glyphosat untersucht. Untersucht werden sollte, ob sich bei diesen Testsystemen abhängig von der Pestizidbelastung Wirkungen auf die Fraßaktivität der Testorganismen feststellen lassen.

6.2.1 Materialien und Methoden

Versuchsaufbau

Bei Laborversuch B kamen zwei Kunststoffwannen (Abb. 8.8 im Anhang) der Größe 76 x 36 x 17 cm mit einem maximalen Fassungsvermögen von 47 Litern zum Einsatz. In beiden Wannen wurden die in Kapitel 5 beschriebenen Filmdöschen-Testsysteme angebracht.

Jedes Testsystem (ca. 60 cm x 30 cm) war mit 6 Reihen zu je 5 Filmdöschen ausgestattet. In den Filmdöschen gewährleisteten mit feinmaschigen Netzen versehene Öffnungen ($\varnothing$ 2 cm) im Boden und Deckel ausreichenden Durchfluss. Die geringe Maschenweite der Netze von etwa 1 mm verhinderte gleichzeitig das Wegdriften der Testorganismen und des Futters aus den Döschen.

Versuchsdurchführung

a) Vorbereitung des Futters

Blattscheiben der Schwarzerle wurden 8 Tage in die Nährlösung gegeben, anschließend bei 60 °C im Trockenschrank 12 Stunden getrocknet. Nach der Bestimmung des Trockengewichts wurden die Scheiben ca. 12 Stunden mit Leitungswasser befeuchtet.

b) Vorbereitung der Testorganismen

Die aus dem Löchernbach stammenden Bachflohkrebse (ca. 1,5 cm lang) wurden einige Tage vor Versuchsbeginn gefangen und in einem Aquarium mit Innenfilter, Belüftung und größeren Steinen (siehe Kapitel 6.1) gehalten. Als Futter dienten Blätter der Schwarzerle.

c) Ausstattung der Testsysteme

Beide Wannen waren mit ca. 35 Liter „Mischwasser“ (2/3 Bachwasser aus dem Löchernbach, 1/3 Leitungswasser) gefüllt. Eine Wanne wurde vor Versuchsbeginn mit Glyphosat (60 µg/l) kontaminiert, die zweite blieb als Kontrolle unbelastet von Pestiziden. Bei dieser Konzentration handelt es sich um einen von HARTMANN (2006) im Rouffach-Einzugsgebiet gemessenen Wert (vgl. Kap. 6.1.1). Während des Versuchs wurde $\frac{1}{4}$ des sich in den Wannen befindenden Wassers alle 2 Tage erneuert – dabei auf die Aufrechterhaltung des Mischungsverhältnisses und der Pestizidkonzentration geachtet.

Die ersten Reihen der Filmdöschen dienten als Strömungsschutz. Die zweiten Reihen wurden nur mit je zwei Blattscheiben bestückt, um die Gewichtsänderungen der Blattscheiben (Blindproben ohne Fraßaktivität der Testorganismen) zu überprüfen. Die restlichen Döschen der Reihen (3 – 5) wurden mit je einem Gammariden und zwei Blattscheiben als Futter ausgestattet.

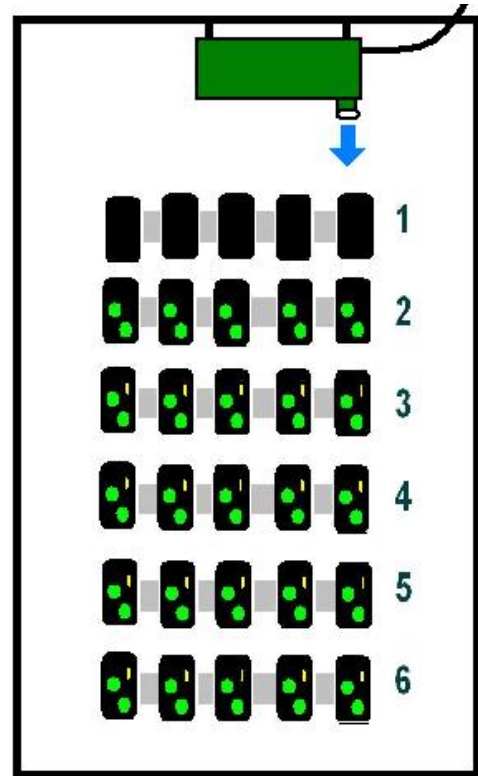


Abb. 6.4: Aufbau des Laborversuchs B (Kunststoffwanne)

d) Auswertung des Versuchs

Die Testsysteme blieben für einen Versuchszeitraum von 6 Tagen in den Wannen. Anschließend wurde das Trockengewicht der Blattscheiben und Testorganismen und die daraus folgende feeding activity + bestimmt. Zudem wurden täglich Werte für Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert ermittelt, um eine grobe Vergleichbarkeit der Wasserbeschaffenheit zu ermöglichen.

6.2.2 Ergebnisse des Laborversuchs B

Die Ergebnisse des Laborversuchs B, 15. bis 21. Dezember 2007 sind in Tab. 6.1 zusammengefasst, ausführlichere Informationen liefern die Tab. 8.12 und 8.13 im Anhang.

Tab. 6.1: feeding activity + bei Laborversuch B.

Feeding Activity + [1/d]	Wanne A (60 µg/l Glyphosat)	Wanne B (Kontrolle)
Mittelwert	0,31	0,34
Standardabweichung	0,32	0,24
Maximum	1,17	0,89
Minimum	- 0,07	- 0,01

In Abb. 6.5 ist die Verteilung der feeding activity + dargestellt.

Die feeding activity + (FA+) der Testorganismen in der mit Glyphosat (60 µg/l) kontaminierten Wanne A betrug für den Versuchszeitraum durchschnittlich 0,31 d⁻¹. In der unbelasteten Kontrolle B konnte ein leicht größerer Wert von 0,34 d⁻¹ für die Fraßaktivität ermittelt werden. In der kontaminierten Wanne A lag die Differenz zwischen der niedrigsten FA+ (-0,07 d⁻¹) und deren maximalem Wert (1,17 d⁻¹) bei 1,24 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,32 d⁻¹. In der Kontrolle B betrug die Differenz zwischen der minimalen (-0,01 d⁻¹) und der maximalen (0,89 d⁻¹) ermittelten FA+ 0,90 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,24 d⁻¹. Somit konnte in der Kontrolle sowohl ein kleinerer Wertebereich als auch eine insgesamt geringe Streuung der Einzelwerte um den Mittelwert festgestellt werden.

In der Kontrolle B fallen drei relativ hohe Werte (> 0,5 d⁻¹) auf. In der mit Glyphosat kontaminierten Wanne A konnte nur ein Wert in diesem Bereich bestimmt werden; dieser ist aber mit 1,17 d⁻¹ der höchste Einzelwert aller Versuchsreihen zur Bestimmung der feeding activity +. In Wanne A konnten zudem zwei inaktive (bewegungslose) Gammariden festgestellt werden, in Wanne B waren bei Versuchsende noch alle Testorganismen aktiv.

Verteilung der feeding activity +, 15. bis 21.12.2007

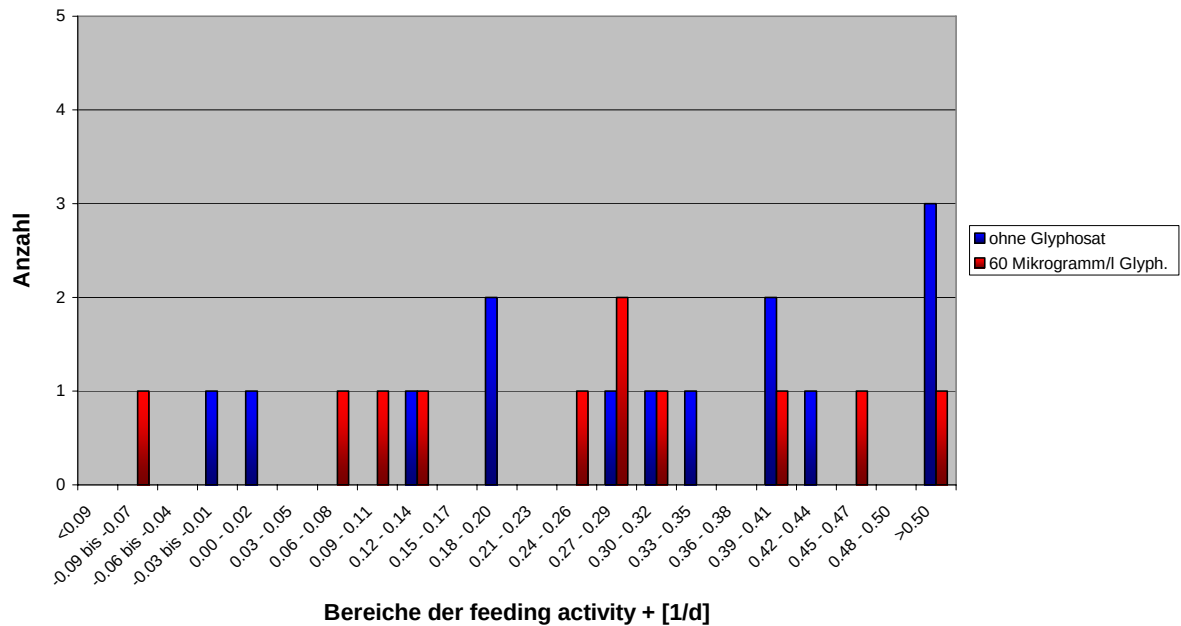


Abb. 6.5: Verteilung der feeding activity + bei Laborversuch B.

In Tab. 6.2 sind die während des Versuchs täglich bestimmten Werte für Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert dargestellt.

Tab. 6.2: Minimale Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert während des Laborversuchs B.

$O_2 \text{ min}$: minimale Sauerstoffsättigung, LF: Leitfähigkeit, Tw: Wassertemperatur, pH: pH-Wert

Wanne A (60 µg/l Glyphosat)					Wanne B (Kontrolle)				
Tag	$O_2 \text{ min}$ [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH	Tag	$O_2 \text{ min}$ [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH
1	90	0,62	19,2	8,1	1	92	0,59	19,0	8,0
2	91	0,60	19,0	8,1	2	90	0,61	19,1	8,2
3	94	0,61	19,5	8,2	3	88	0,60	19,4	8,1
4	91	0,60	19,3	8,0	4	90	0,60	19,3	8,1
5	89	0,60	19,8	8,1	5	94	0,61	19,7	8,0
6	92	0,61	19,2	8,3	6	92	0,62	19,2	8,2

6.3 Laborversuch C

6.3.1 Materialien und Methoden

Da Laborversuch C wie Laborversuch B durchgeführt, nur die Glyphosat-Konzentration in der kontaminierten Wanne auf konstant 20 mg/l erhöht wurde, werden hier die Materialien und Methoden nicht im Einzelnen erneut beschrieben.

6.3.2 Ergebnisse

In Tab. 6.3 sind die Ergebnisse des Laborversuchs C, 18. bis 24.01.2008 zusammengefasst, ausführlicher in den Tab. 8.14 und 8.15 im Anhang dargestellt.

Tab. 6.3: feeding activity + bei Laborversuch C.

Feeding Activity + [d⁻¹]	Wanne A (20 mg/l Glyphosat)	Wanne B (Kontrolle)
Mittelwert	- 0,01	0,14
Standardabweichung	0,03	0,11
Maximum	0,03	0,32
Minimum	- 0,06	- 0,06

In Abb. 6.6 ist die Verteilung der feeding activity + dargestellt.

Die ermittelte feeding activity + der Testorganismen in der mit Glyphosat (20 mg/l) künstlich kontaminierten Wanne A war mit durchschnittlich - 0,01 d⁻¹ deutlich geringer als in der Kontrolle B mit 0,14 d⁻¹ im Mittel. In der Kontrolle B deckte die FA+ einen Bereich von -0,06 d⁻¹ bis 0,32 d⁻¹ mit einer Standardabweichung von 0,11 d⁻¹ ab, während die Werte in der kontaminierten Wanne A eine geringe Streuung (-0,06 d⁻¹ bis 0,03 d⁻¹) mit einer Standardabweichung von 0,03 d⁻¹ aufwiesen. In der belasteten Probe A ließen sowohl die hohe Mortalität (bei Versuchsende war nur ein Bachflohkrebs noch aktiv) als auch die unversehrten Futterscheiben auf kaum vorhandene Fraßaktivitäten schließen, welche sich auch deutlich in den Werten der FA+ um den Nullpunkt widerspiegelten.

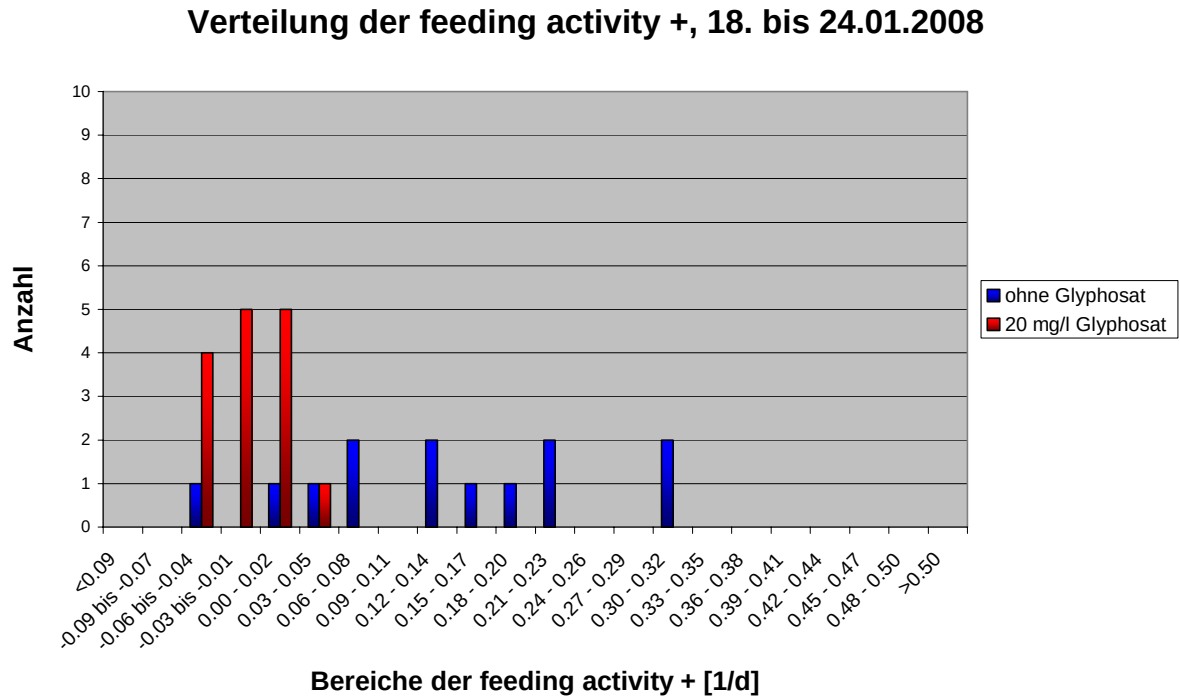


Abb. 6.6: Verteilung der feeding activity + bei Laborversuch C.

In Tab. 6.4 sind die während des Versuchs täglich bestimmten Werte für Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert dargestellt.

Tab. 6.4: Minimale Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert bei Laborversuch C.

$O_{2\ min}$: minimale Sauerstoffsättigung, LF: Leitfähigkeit, Tw: Wassertemperatur, pH: pH-Wert.

Wanne 1 (20 mg/l Glyphosat)					Wanne 2 (Kontrolle)				
Tag	$O_{2\ min}$ [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH	Tag	$O_{2\ min}$ [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH
1	91	0,62	19,0	8,2	1	92	0,60	19,2	8,1
2	95	0,63	18,9	8,1	2	89	0,61	18,8	8,1
3	89	0,60	19,5	8,0	3	94	0,60	19,3	8,0
4	92	0,62	19,1	8,2	4	94	0,60	19,1	8,2
5	91	0,61	19,3	8,1	5	90	0,62	19,1	8,1
6	90	0,61	19,2	8,1	6	92	0,63	19,2	8,1

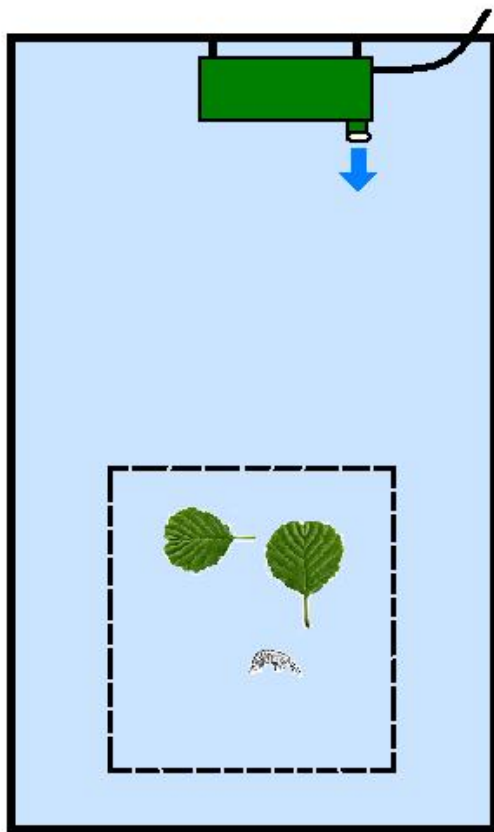
6.4 Laborversuch D

Nachdem bei Laborversuch B keine eindeutige Wirkung bei einer Konzentration von 60 Mikrogramm/l zu erkennen war und bei Laborversuch C bei einer Konzentration von 20 mg/l fast alle Testorganismen ohne erkennbare Fraßaktivitäten starben, sollten mit Laborversuch D Konzentrationen mit subletalen Wirkungen auf die Fraßaktivitäten der Bachflohkrebse bestimmt werden.

6.4.1 Materialien und Methoden

Versuchsaufbau

Um die Wirkungen unterschiedlicher Pestizidkonzentrationen zu überprüfen, wurden bei Laborversuch D vier Kunststoffwannen (vgl. Laborversuch B und C) der Größe 76 x 36 x 17 cm aufgestellt, an denen Innenfilter mit integrierten Sauerstoffpumpen angebracht waren (Abb. 6.7 und 8.9 im Anhang).



In den Wannen wurden Kunststoffbehälter (36 x 24 x 19 cm), die zahlreiche, ca. 2 mm große Löcher für den Wasseraustausch aufwiesen, befestigt.

Die Behälter bildeten nicht nur einen für die Auswertung übersichtlichen Aufenthaltsbereich der Testorganismen, sondern hatten zusätzlich die Funktion, ausreichend Abstand vor den Innenfiltern, die für kleinere, sich in unmittelbarer Nähe aufhaltende Lebewesen gefährlich werden können, zu gewährleisten.

Abb. 6.7: Aufbau des Laborversuchs D.

Versuchsdurchführung

a) Vorbereitung des Futters

Als Futter dienten Blätter der Schwarzerle.

Da nicht die feeding activity + bzw. das Trockengewicht des Futters bestimmt werden sollte, wurden keine Scheiben gestanzt, sondern die Blätter als Ganzes verfüttert.

b) Vorbereitung der Testorganismen

Auch bei diesem Versuch kamen Bachflohkrebse aus dem Löchernbach zum Einsatz. Sie wurden zuvor mehrere Tage in einem Aquarium gehalten.

c) Ausstattung der Testsysteme

Alle vier Kunststoffwannen waren mit ca. 35 l „Mischwasser“, bestehend aus Bachwasser des Löchernbachs (2/3) und Leitungswasser (1/3), gefüllt. In drei Wannen wurden vor Versuchsbeginn verschiedene Konzentrationen von Glyphosat erzeugt: 10 mg/l, 5 mg/l und 1 mg/l. Die vierte Wanne wurde als Kontrolle nicht künstlich mit Glyphosat kontaminiert.

Als Testorganismen dienten 20 Bachflohkrebse (ca. 1,5 cm lang) je Behälter, als Futter Blätter der Schwarzerle.

Während des Versuchs wurde nach 2 Tagen etwa. $\frac{1}{4}$ des Wassers aller Wannen erneuert - unter Beibehaltung des Mischungsverhältnisses und der jeweiligen Pestizidkonzentrationen.

d) Auswertung der Versuche

Während des Versuchszeitraums von 6 Tagen erfolgten täglich Kontrollen der Testorganismen hinsichtlich Verhaltensauffälligkeiten bzw. Mortalität. Zusätzlich wurden pH-Werte, Leitfähigkeiten, Wassertemperaturen und Sauerstoffsättigungen überprüft, um eine grobe Vergleichbarkeit der Wasserbeschaffenheit zu ermöglichen.

6.4.2 Ergebnisse des Laborversuchs D

Die Ergebnisse des Laborversuchs D, 20. bis 27.02.2008, sind in Abb. 6.8 graphisch dargestellt.

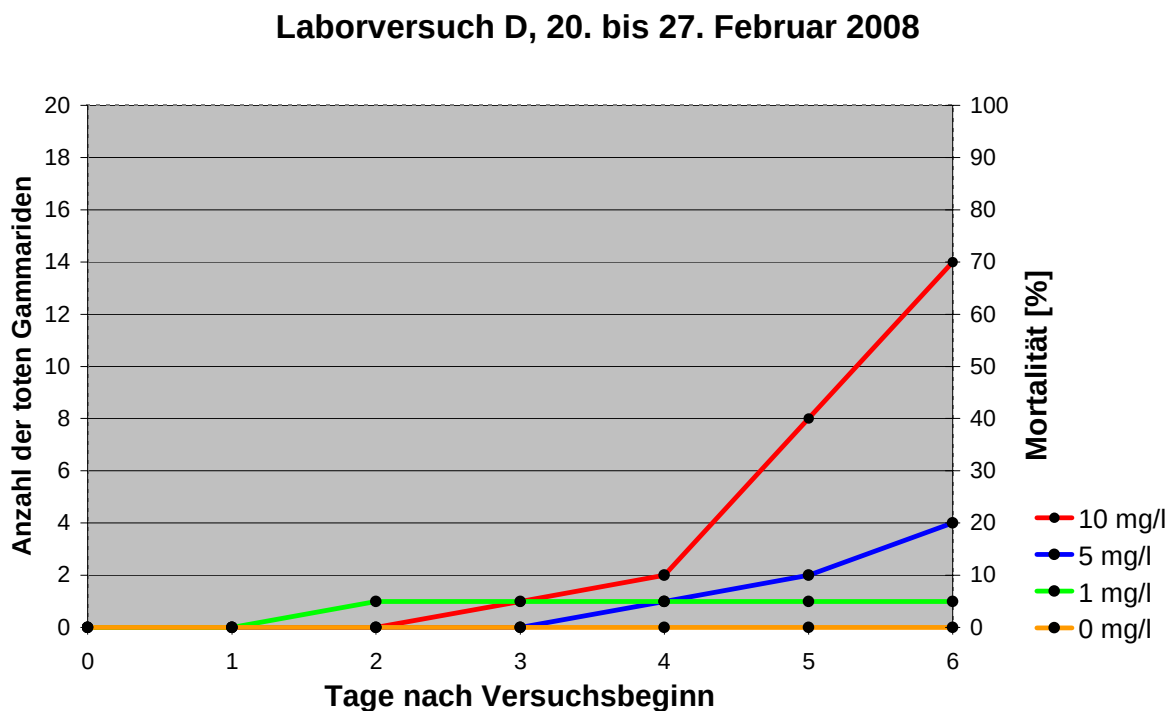


Abb. 6.8: Mortalitäten der Testorganismen bei Laborversuch D.

In der unbelasteten Kontrolle blieben im gesamten Versuchszeitraum alle 20 Testorganismen aktiv. In den restlichen, mit Glyphosat unterschiedlich stark kontaminierten Wannen A, B und C starben während des Versuchs Testorganismen. Dabei stellten sich Mortalitäten entsprechend der jeweiligen Konzentrationen ein: die für den Versuchszeitraum niedrigste kumulative Mortalität (5 %) trat in der am geringsten mit Glyphosat kontaminierten Kunststoffwanne, die höchste (70 %) in der am stärksten belasteten auf. In der Kontrolle war keine Mortalität zu beobachten. Auffällig ist der starke Anstieg der Mortalitäten gegen Ende des Versuchs in den Wannen mit 5 mg/l bzw. 10 mg/l Glyphosat, während in allen drei belasteten Wannen die Mortalitäten erst nach frühestens zwei Tagen einsetzten.

Bei Versuchsende konnten in den drei kontaminierten Wannen A, B, C zudem unterschiedliche Fraßaktivitäten optisch festgestellt werden (Abb. 8.10, 8.11 u. 8.12 im Anhang). In der am stärksten kontaminierten Wanne A (Abb. 8.10) waren die Blätter kaum, in der Wanne B mit mittlerer Belastung (Abb. 8.11) deutlicher angefressen. In der am geringsten kontaminierten Wanne C (Abb. 8.12) konnten hingegen die auffälligsten Fraßstellen beobachtet werden.

Die während des Versuchs täglich bestimmten Werte für Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert sind in Tab 6.5 dargestellt.

Tab. 6.5: Minimale Sauerstoffsättigung, Leitfähigkeit, Wassertemperatur und pH-Wert bei Laborversuch D.

O_{2 min}: minimale Sauerstoffsättigung, *LF*: Leitfähigkeit, *Tw*: Wassertemperatur, *pH*: pH-Wert

Wanne A (10 mg/l)					Wanne B (5 mg/l)				
Tag	O _{2 min} [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH	Tag	O _{2 min} [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH
1	89	0,59	19,2	8,1	1	87	0,59	19,1	8,2
2	88	0,60	19,4	8,0	2	89	0,61	19,2	8,1
3	91	0,60	19,8	8,1	3	90	0,63	19,6	8,1
4	90	0,59	19,0	8,1	4	89	0,60	19,2	8,0
5	88	0,60	19,0	8,2	5	90	0,61	19,0	8,1
6	90	0,61	19,2	8,0	6	88	0,61	19,1	8,1

Wanne C (1 mg/l)					Wanne D (Kontrolle)				
Tag	O _{2 min} [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH	Tag	O _{2 min} [%]	LF [mS/cm]	Tw [°C]	pH
1	89	0,60	19,2	8,0	1	91	0,59	19,2	8,2
2	91	0,62	19,2	8,2	2	89	0,61	19,2	8,0
3	93	0,61	19,9	8,1	3	90	0,61	19,5	8,1
4	90	0,59	18,9	8,1	4	89	0,59	19,3	8,1
5	89	0,60	19,0	8,1	5	88	0,60	19,0	8,0
6	91	0,61	19,3	8,0	6	90	0,61	19,1	8,1

6.5 Diskussion

Bei den Laborversuchen A1 und A2 sollten die Reaktionen der Testorganismen (*Gammarus fossarum*) auf den Wirkstoff Glyphosat in einem speziell für Laborversuche entwickelten Testsystem untersucht werden.

Laborversuch A1 lieferte nach 6 Untersuchungstagen für den mit Glyphosat (60 µg/l) kontaminierten Wasserkreislauf eine kumulative Mortalität von 100 %, für den unbelasteten Kontroll-Kreislauf eine Mortalität von 30 %. Bei Laborversuch A2 blieben beide Kreisläufe des Testsystems unkontaminiert. Auch hier wurden, wie bereits in der Kontrolle des ersten Versuchs, Mortalitäten ermittelt: 25 % und 33,3 %. Die kumulativen Mortalitäten der drei nicht mit Glyphosat künstlich belasteten Kreisläufe erreichten mit 25 – 33,3 % etwa das gleiche Niveau.

Da aber auch in den Kontrollen nicht nur unnatürlich hohe Mortalitäten, sondern darüber hinaus auffällige Verhaltensweisen und keinerlei Fraßaktivitäten optisch feststellbar waren, wurden keine weiteren Versuche mit diesem Sortierkasten-Testsystem durchgeführt. Ob die weit höhere kumulative Mortalität in dem kontaminierten Wasserkreislauf bei Laborversuch A1 einen Effekt der Glyphosatbelastung darstellt, lässt sich nach einem Versuch nicht beurteilen, nur vermuten.

Aufgrund der hohen Mortalitäten und der Verhaltensauffälligkeiten des bei A1 und A2 eingesetzten Testsystems, kamen bei den folgenden Laborversuchen B und C wieder die in Kapitel 5 beschriebenen, bei den Freilandversuchen verwendeten Filmdöschchen-Systeme in speziell präparierten Kunststoffwannen zum Einsatz.

Bei Versuch B lag die mittlere feeding activity + (FA+) im Testsystem in der kontaminierten Wanne (60 µg/l Glyphosat) mit 0,31 d⁻¹ leicht unterhalb des Kontrollwertes von 0,34 d⁻¹. Dieser Unterschied ist, vor allem wenn die Schwankungen der Ergebnisse der Freilandversuche als Vergleich herangezogen werden, zu gering, um ihn eindeutig als Effekt des Glyphosats festzumachen. Zudem wird vom Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (BVL) für Glyphosat eine Konzentration von unter 62 µg/l (mit eingerechnetem Sicherheitsfaktor) als kurzfristig unbedenklich eingestuft (HOMMEN et al., 2004), daher sind messbare Effekte bei 60 µg/l kaum zu erwarten, auch wenn keine näheren Informationen darüber vorliegen, welche Zeitspanne als „kurzfristig“ definiert wird.

Bei Laborversuch C wurde die Konzentration des Glyphosats auf 20 mg/l erhöht. Im Testsystem in der kontaminierten Wanne waren deutlich Wirkungen des Glyphosats in Form einer für alle im Zuge dieser Arbeit im Freiland oder Labor durchgeführten Filmdöschchen-Versuche ungewöhnlich hohen Mortalität zu beobachten. Jedoch war die Konzentration so hoch gewählt, dass weder optisch noch rechnerisch Fraßaktivitäten ermittelt oder beobachtet werden konnten.

Das Ergebnis ist bei der Betrachtung der vom BVL als kurzfristig unbedenklich eingestuften Konzentration von 62 µg/l nachvollziehbar: die bei Laborversuch C eingesetzte Konzentration lag deutlich, um mehr als den Faktor 300 höher.

Auffällig bei Laborversuch B war auch die im Vergleich zu allen anderen Versuchen mit Filmdöschchen (im Freiland und Labor) sehr breite Streuung. In der mit Glyphosat kontaminierten Wanne betrug die Standardabweichung 0,32 d⁻¹, in der Kontrolle 0,24 d⁻¹. Bei Laborversuch C bewegte sie sich hingegen mit 0,3 d⁻¹ und 0,11 d⁻¹ auf einem mit den Freilandversuchen vergleichbaren Niveau.

Überraschenderweise sind bei der Betrachtung der nicht-kontaminierten Kontrollen der Laborversuche B und C große Unterschiede zu erkennen, obwohl im Labor auf vergleichbare Bedingungen geachtet wurde: Pumpleistung (Strömung), Wassertemperatur, Mischverhältnis aus Bachwasser und Leitungswasser waren in allen Wannen annähernd identisch. Trotzdem lag die FA+ bei Versuch B mit 0,34 d⁻¹ mehr als doppelt so hoch wie der Wert von 0,14 d⁻¹

bei Versuch C. Dieser Vergleich deutet wegen der sehr ähnlichen Laborbedingungen während der beiden Versuche stark darauf hin, dass es sich um natürliche Schwankungen handelt. Zumindest bei den Laborversuchen scheiden Sedimentablagerung als eine mögliche Begründung für die unterschiedlichen Werte aus.

Mit Laborversuch D sollte für verschiedene Konzentrationen zwischen 60 µg/l (vom BVL als unbedenklich betrachte Konzentration) und 20 mg/l (hohe Mortalität bei Versuch C) ermittelt werden, ob sich konzentrationsabhängig unterschiedliche Fraßaktivitäten ermitteln lassen.

Hier ergab sich für die vier Wannen (10 mg/l, 5 mg/l, 1 mg/l, Kontrolle) ein recht deutliches Bild: bei der optischen Auswertung bei Versuchsende waren in Abhängigkeit von den Konzentrationen an den Blättern unterschiedlich große Fraßstellen zu beobachten. Erwartungsgemäß konnten die größten Fraßstellen in der unbelasteten Kontrolle, die geringsten Fraßstellen in der am stärksten kontaminierten Wanne festgestellt werden. Allerdings handelt es sich hierbei um konstante Pestizidbelastungen, die weit über der bei von HARTMANN (2006) durchgeführten Untersuchungen eines vergleichbaren Versuchsgebiets in den Vogesen gemessenen Maximalkonzentration von 60 µg/l liegen.

Generell wurden bei allen Laborversuchen immer konstante Blockbelastungen angesetzt, die in der Natur so kaum zu erwarten sind. Außerdem sind in Oberflächengewässern häufig auch Belastungen mehrerer gleichzeitig auftretender Pestizide zu erwarten, wobei jeder Wirkstoff Organismen unterschiedlich beeinflusst. Nicht nur deshalb stellt sich die Frage, wie weit sich die Laborversuche auf Freilandsituationen übertragen lassen.

6.6 Fazit

Speziell für die ersten Laborversuche (A1 und A2) wurde ein neues Testsystem, basierend auf dem aus Kapitel 5 bekannten Sortierkasten-System, mit zwei unabhängigen Wasserkreisläufen entwickelt.

Obwohl bei Laborversuch A1 nach 6 Untersuchungstagen die kumulative Mortalität im kontaminierten Wasserkreislauf bei einer Glyphosatbelastung von 60 µg/l mit 100 % deutlich über dem Kontrollwert von 25 % lag, wurde diese Versuchsreihe eingestellt, da nicht nur bei künstlicher Pestizidbelastung, sondern auch in den Kontrollen unnatürlich hohe Mortalitäten, auffällige Verhaltensweisen der Testorganismen und darüber hinaus optisch keinerlei Fraßaktivitäten feststellbar waren.

Bei den folgenden Laborversuchen B und C kamen in Wasserwannen wieder die bei den Freilandversuchen (Kapitel 5) verwendeten Filmdöschen-Systeme zum Einsatz.

Während bei Laborversuch B keine Reaktionen der Testorganismen auf eine Belastung von 60 µg/l nachgewiesen werden konnten, waren bei Laborversuch C jedoch in der kontaminierten Wanne (20 mg/l) deutliche Wirkungen des Glyphosats zu beobachten, in Form einer für alle im Zuge dieser Arbeit durchgeführten Filmdöschen-Versuche ungewöhnlich hohen Mortalität der Testorganismen.

Obwohl im Labor auf vergleichbare Bedingungen (Pumpleistung, Wassertemperatur, Mischverhältnis aus Bach- und Leitungswasser) in allen Kunststoffwannen geachtet wurde, konnten beim Vergleich der nicht mit Glyphosat kontaminierten Kontrollen der Laborversuche B und C große Unterschiede hinsichtlich der FA+ (0,34 d⁻¹ zu 0,14 d⁻¹) festgestellt werden.

Diese deuteten sehr stark darauf hin, dass es sich, wie schon bei den Freilandversuchen zuvor vermutet, um natürliche Schwankungen der FA+ handelt.

Mit Laborversuch D konnten in vier unterschiedlich stark kontaminierten Wannen (10 mg/l, 5 mg/l, 1 mg/l, Kontrolle) deutliche Wirkungen des Glyphosats auf die Fraßaktivitäten der Testorganismen nachgewiesen werden: bei der ausschließlich optischen Auswertung nach Versuchsende waren an den Blättern konzentrationsabhängig unterschiedlich große Fraßstellen zu beobachten. Erwartungsgemäß konnten die größten Fraßstellen in der unbelasteten Kontrolle, die geringsten Fraßstellen in der am stärksten kontaminierten Wanne festgestellt werden.

Somit konnte zumindest optisch gezeigt werden, dass sich das Fraßverhalten der Gammariden von Pestizidbelastungen beeinflussen lässt – allerdings bei Konzentrationen eines einzelnen Pestizids, die weit über der bei Untersuchungen von HARTMANN (2006) eines vergleichbaren Versuchsgebiets in den Vogesen gemessenen Maximalkonzentration von 60 µg/l liegen.

7 Schlussfolgerung

Bei den Freilandversuchen konnte die prinzipielle Funktion beider Testsystem-Modelle („Filmdöschen“ und „Sortierkasten“) nachgewiesen werden: in den Testsystemen waren jeweils deutliche Fraßaktivitäten als feeding activity + (FA+) feststellbar und optisch auch anhand von Fraßstellen an den Blattscheiben, die als Futter dienten, zu erkennen.

Bei einem Vergleich der Ergebnisse beider Messpunkte (unterhalb und oberhalb der Feuchtfläche) war, obwohl die FA+ mit durchschnittlich $0,15 \text{ d}^{-1}$ oberhalb der Feuchtfläche leicht über dem Vergleichswert von $0,13 \text{ d}^{-1}$ unterhalb der Feuchtfläche lag, aufgrund großer Schwankungen der FA+ von Versuch zu Versuch keine Tendenz zugunsten einer im Mittel höheren Fraßaktivität bei einem der beiden Messpunkte festzustellen.

Soll durch zukünftige Arbeiten im Zuge des ArtWET-Projekts der Einfluss der im Untersuchungsgebiet künstlich angelegten Feuchtfläche auf den Transport und Abbau von Pestiziden untersucht werden, sind zusätzliche Versuche, auch in Zeiträumen außerhalb der Pestizidanwendungen sinnvoll, um fundierte Vergleiche mit Ergebnissen aus Belastungsphasen ziehen zu können.

Für die drei Freilandversuche (B, C, D), bei denen Werte für die Abflüsse und Wassertemperaturen ermittelt wurden, waren keine Zusammenhänge zwischen der FA+ und den Abflüssen bzw. Wassertemperaturen als mögliche Stressoren erkennbar. Allerdings bedarf es auch hier für eine abschließende Beurteilung möglicher Zusammenhänge weiterer Versuchsdurchgänge, um die Datengrundlage zu erweitern.

Speziell für die Laborversuche A1 und A2 wurde ein neues Sortierkasten-Testsystem mit zwei unabhängigen Wasserkreisläufen entwickelt.

Bei Laborversuch A1 war im mit Glyphosat ($60 \mu\text{g/l}$) kontaminierten Kreislauf eine deutlich höhere kumulative Mortalität (100 %) als in der unbelasteten Kontrollkreislauf (30 %) zu beobachten. Dass die hohe kumulative Mortalität im kontaminierten Kreislauf (Versuch A1) aus der Pestizidbelastung resultiert, lässt sich nach einem Versuch nur vermuten. Da aber, wie in der Kontrolle des Versuchs A1, auch in den unbelasteten Kreisläufen des Versuchs A2 nicht nur unnatürlich hohe Mortalitäten, untypische Verhaltensweisen der Testorganismen und optisch keinerlei Fraßaktivitäten feststellbar waren, wurde die Laborversuchsreihe A abgebrochen.

Die Eignung des für die Versuche A1 und A2 entworfenen Systems, das offensichtlich gänzlich untypische Verhaltensweisen bei den Testorganismen hervorruft, als Apparatur zu Bestimmung natürlicher biologischer Reaktionen auf Schadstoffe ist höchst fraglich.

Bei den folgenden Laborversuchen B und C kamen in Wasserwannen wieder die bei den Freilandversuchen verwendeten Filmdöschen-Systeme zum Einsatz.

Bei Versuch B lag die mittlere feeding activity + (FA+) im Testsystem in der kontaminierten Wanne ($60 \mu\text{g/l}$ Glyphosat) mit $0,31 \text{ d}^{-1}$ leicht unterhalb des Kontrollwertes von $0,34 \text{ d}^{-1}$. Auch hier müssten weitere Versuche durchgeführt werden, um die Differenz mit Wirkungen des Glyphosats begründen zu können.

Bei Laborversuch C waren in der kontaminierten Wanne (20 mg/l) deutliche Wirkungen des Glyphosats zu beobachten, in Form einer für alle im Freiland oder Labor durchgeführten Filmdöschen-Versuche ungewöhnlich hohen Mortalität der Testorganismen.

Ein Vergleich der nicht mit Glyphosat kontaminierten Kontrollen der Laborversuche B und C zeigt große Unterschiede, obwohl im Labor auf vergleichbare Bedingungen geachtet wurde:

Pumpleistung (Strömung), Wassertemperatur, Mischverhältnis aus Bachwasser und Leitungswasser waren in allen Wannen annähernd identisch. Trotzdem lag die FA+ in der Kontrolle bei Versuch B mit $0,34 \text{ d}^{-1}$ mehr als doppelt so hoch wie der Wert von $0,14 \text{ d}^{-1}$ bei Versuch C. Dieser Vergleich deutet sehr stark darauf hin, dass es sich, wie schon bei den Freilandversuchen zuvor vermutet, um natürliche Schwankungen der FA+ handelt.

Bei Laborversuch D mit vier unterschiedlich stark kontaminierten Wannen (10 mg/l, 5 mg/l, 1 mg/l, Kontrolle) gelang es, optisch Wirkungen des Wirkstoff Glyphosat auf die Fraßaktivität der Testorganismen festzumachen. Somit konnte zumindest optisch gezeigt werden, dass sich das Fraßverhalten konzentrationsabhängig beeinflussen lässt – allerdings bei Konzentrationen eines einzelnen Pestizids, die weit über der bei Untersuchungen eines vergleichbaren Versuchsgebiets in den Vogesen gemessenen Maximalkonzentration von $60 \mu\text{g/l}$ liegen.

Trotz der zahlreichen Freiland- und Laborversuche gelang es bisher nicht, mittels der entwickelten Testsysteme (semi-)quantitativ Pestizidkonzentrationen zu bestimmen.

Da die Testorganismen nicht nur von Pestiziden, sondern von vielen Stressfaktoren beeinflusst werden können, sind Verhaltensänderungen (z.B. bei der Fraßaktivität) immer durch verschiedene Faktoren verursacht. So sind unterschiedliche FA+ nicht unbedingt Resultate verschiedener Pestizidbelastungen. Außerdem wirken alle Wirkstoffe ungleich, besonders die Gruppe der Insektizide gilt als auffallend toxisch für die aquatische Fauna (SCHULZ, 1997). Aber auch innerhalb einer Wirkstoffgruppe lassen sich deutliche Unterschiede erkennen. Daher ist eine (semi-) quantitative Bestimmung einzelner Wirkstoffe mit diesen Testverfahren, da von ihnen nur Ergebnisse als Reaktion aller Stressoren zu erwarten sind, quasi unmöglich.

Eine alternative stellen qualitative Bestimmungen von Pestizidbelastungen dar.

Dass Pestizide nicht nur die Mortalität, sondern auch das Verhalten wie z.B. die Fraßaktivität beeinflussen können, wurde bei den in dieser Arbeit durchgeführten Laborversuchen gezeigt. Allerdings waren alle Versuche durch eine über den Versuchszeitraum konstanten Blockbelastung charakterisiert, im Freiland sind jedoch in vielen Fällen kurze, meist wenige Stunden (KREUGER, 1995) andauernde Belastungsspeaks zu erwarten. Offen bleibt, wie das Verhalten der Testorganismen bei praxisnahen Pestizidbelastungen von wenigen Stunden beeinflusst wird und ob bei diesen Konzentrationen subletale Effekte messbar sind.

Vor allen auch mit Hinblick auf die im Zuge des ArtWET-Projekts geplanten Untersuchungen zu den Einflüssen von künstlich angelegten Feuchtflächen auf Pestizidbelastungen, bieten sich weitere qualitative Messungen bei der Feuchtfläche im Untersuchungsgebiet „Löchernbach“ an, um in Belastungssituationen die beiden Messpunkte hinsichtlich der Fraßaktivitäten vergleichen - und somit die Wirkung der Feuchtfläche erfassen zu können.

8 Anhang

Ein im Zuge des ArtWET-Projekts von SCHULZ (2007) durchgeführter Workshop „Methodology of in situ bioassays to measure ecotoxicological effects“, lieferte Anregung und Ideen zur Entwicklung verschiedener Bioassays-Testsysteme.

Um den Einstieg für kommende Arbeiten zu diesem Thema zu erleichtern, wurde eine Anleitung, die sich mit Bau und Durchführung der Testsysteme beschäftigt und zugleich die Entwicklung der hier in dieser Arbeit durchgeführten Freiland- und Laborsysteme beschreibt, verfasst.

8.1 Anleitung: Bau und Durchführung der Testsysteme

8.1.1 Anleitung für Freiland-Testsysteme

1. Bau der Testsysteme

a) Testsystem aus „Filmdöschen“

Material: Filmdöschen, Kabelbinder, Netz (Maschenweite ca. 1 mm), Heißkleber, Halterung (z.B. aus Aluminiumleisten), Draht

- Filmdöschen unten und oben jeweils durchbohren
- den Rand der Öffnungen ($\varnothing$ 2 cm) mit Heißkleber versehen und mit zugeschnittenen Teilen des Netzes die Öffnungen bedecken (Abb. 8.13)
- Aluminiumleisten in etwa 30 cm lange Stücke (6 je System) schneiden und Löcher zur Befestigung der Drähte und Filmdöschen bohren
- je Leiste fünf der fertigen Filmdöschen mit Kabelbindern durch die gebohrten Löcher befestigen
- die 6 Leisten werden anschließend mit Draht verbunden, so dass zwischen den Filmdöschen ein Reihenabstand von etwa einer Filmdöschen-Länge entsteht
- aus Gründen der Übersichtlichkeit sollten die einzelnen Döschen mit einem wasserfesten Stift beschriftet sein

b) Testsystem aus einem „Sortierkasten“

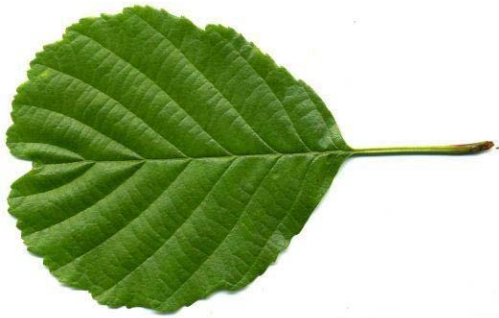
Material: Sortierkasten aus Kunststoff, Netz (Maschenweite ca. 1 mm) aus Kunststoff und Heißkleber oder Netz aus Metall und Lötkolben

- die einzelnen Verbindungslöcher ($\varnothing$ ca. 4 cm) in das obere Drittel der Trennwände bohren, um einen Durchfluss des Wassers durch alle Fächer zu gewährleisten
- die Löcher mit den zugeschnittenen Netzen und Heißkleber (Kunststoff) oder Lötkolben (Metall) versehen
- sollte der Deckel nicht ausreichend schließen, ist eine zusätzliche Isolierung z.B. mit Silikon nötig

2. Zubereitung des Futters

Material: Blätter der Schwarzerle (Alnus Glutinosa), Gefrierschrank, Ausstanzer, Aquarium. Nährlösung, Belüftung, Eisdübelbehälter, Trockenschrank, Analyse-Waage, Backblech und Bac papier

- Merkmale der Schwarzerle:
 - o sommergrüner Baum, bis zu 25 m hoch
 - o einfaches, wechselständiges, rundes Blatt, gesägter Blattrand, zapfenartige Fruchtart. Blütezeit: März und April, Fruchtreife: September bis Oktober
 - o dunkelgraue bis schwarze Rinde
 - o Blüten: männliche Kätzchen zu 2 - 5, 6 - 12 cm lang, schlaff hängend. Weibliche Kätzchen bis zu 4 mm lang
 - o Früchte: ca. 2 cm lange Zapfen



a) oben links: Blatt, **b)** oben rechts: Borke



c) unten links: Früchte, **d)** unten rechts: männliche Blüten

Abb. 8.1.: Schwarzerle: Blatt, Borke, Früchte und Blüten (Gurk und Hepp, 2007).

- Blätter (*Alnus Glutinosa*) direkt von den Bäumen pflücken. (in Freiburg sind viele Schwarzerlen am Ufer des Dietenbachs zu finden)
- die nicht sofort verwendeten Blätter einfrieren
- Scheiben ($\varnothing$ ca. 2 cm) ausstanzen und zusammen mit Blättern (aus dem Bach), bei den der Verrottungsprozess bereits eingesetzt hat, für mindestens eine Woche in die belüftete Nährlösung (Abb. 8.14) geben
- mindestens einen Tag vor Versuchsbeginn sollten die Blätter-Scheiben aus der Lösung genommen werden (Abb. 8.15)
- 12 Stunden bei 60 °C auf Backpapier (!) in den Trockenschrank legen und danach das Trockengewicht bestimmen
- anschließend werden die Scheiben in einer Eismwürfelbehälter in etwa gleichschwere Paare aufgeteilt und für etwa 12 Stunden mit Leitungswasser befeuchtet (Abb. 8.16)

Ansetzen der Nährlösung:

Material: Destilliertes Wasser, MOPS (Morpholinopropansulfonsäure), $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$, $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$, KNO_3 , K_2HPO_4 , NaOH (2molar)

- 20 g $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$ in ein Liter destilliertes Wasser (a)
- 2 g $\text{MgSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ in ein Liter Aquadest (b)
- 20 g KNO_3 in ein Liter Aquadest (c)
- 0,55 g K_2HPO_4 in ein Liter Aquadest (d)
- 50 g MOPS in ein Liter Aquadest (e)
- von allen fünf Lösungen (a-e) 25 ml in ein Glas füllen und mit NaOH (2molar) auf einen pH-Wert von 7 einstellen
- das resultierende Gemisch in ein Aquarium geben und mit destilliertem Wasser auf 5 Liter Gesamtvolumen auffüllen

2. Versuchsdurchführung

*Material: Testorganismen (*Gammarus fossarum* / *Gammarus pulex*), Kescher, Sieb, Eimer, Wanne, Heringe, präpariertes und gewogenes Futter (*Alnus Glutinosa*)*

- Gammriden (meist unter Steinen zu finden) mit einem Kescher fangen und Individuen einheitlicher Größe (ca. 1,5 cm) heraussieben
- zur kurzfristigen Aufbewahrung eignet sich ein mit Bachwasser gefüllter Eimer (Wassertemperatur < 20 °C)
- um die Testsysteme mit den Futter-Scheiben und Gammariden auszustatten, sollten diese in eine mit Wasser gefüllte Wanne gelegt werden, so dass bereits mit Gammariden besetzte Filmdöschen bzw. Fächer mit ausreichend Wasser versorgt bleiben

- als Aufteilung kann folgendermaßen aussehen:

a) Testsystem aus Filmdöschen

(bestehend aus 6 Reihen je 5 Döschen, Tab. 8.1 und Abb. 8.2)

Tab. 8.1: Mögliche Ausstattung des Testsystems bestehend aus Filmdöschen.

Reihe	Inhalt der Filmdöschen
1	kein Inhalt (Strömungsschutz)
2	je 2 Blatt-Scheiben pro Döschen
3	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Döschen
4	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Döschen
5	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Döschen
6	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Döschen

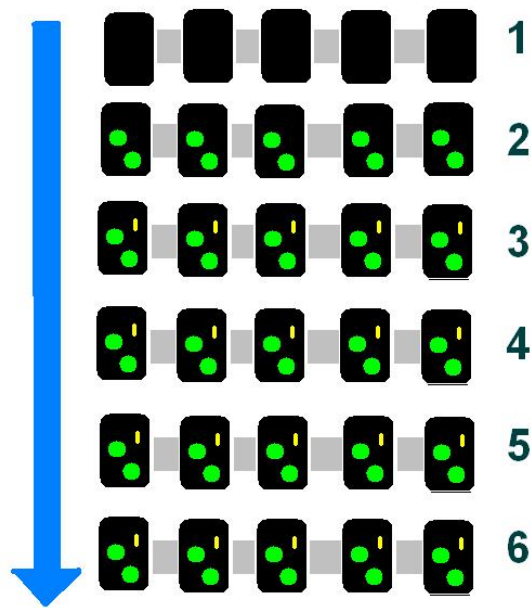


Abb. 8.2: Verteilung der Testorganismen und Blattscheiben auf die Döschen des Testsystems „Filmdöschen“.

grün (rund): Blattscheiben (Reihen 2-6)

braun (länglich): Gammariden (Reihen 3-6)

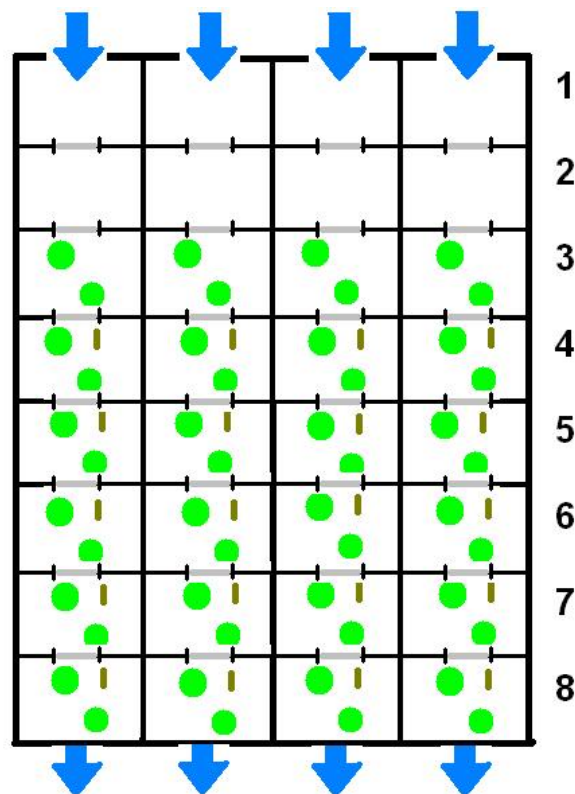
b) Testsystem aus einem Sortierkasten

(bestehend aus 8 Reihen je 4 Fächern, Tab. 8.2 und Abb. 8.3)

Tab. 8.2: Mögliche Ausstattung des Testsystems bestehend aus einem Sortierkasten.

Reihe	Inhalt der Fächer
1 u. 2	kein Inhalt (Sedimentfalle)
3	je 2 Blatt-Scheiben pro Fach
4	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Fach
5	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Fach
6	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Fach
7	je 2 Scheiben und 1 Gammarus pro Fach
8	kein Inhalt (Auslauf)

- die ausgestatteten Testsysteme können nun für einen definierten Zeitraum (z.B. 6 Tage) im Bach exponiert werden, dabei ist eine Fixierung am Bachgrund mit „Heringen“ sinnvoll

**Abb. 8.3:** Verteilung der Testorganismen und Blattscheiben auf die Fächer des Testsystems „Sortierkasten“.*grün (rund):* Blattscheiben (Reihen 3-8)*braun (länglich):* Gammariden (Reihen 4-8)

3. Auswertung

Material: Analyse-Waage, Pinzette

- die Gammariden und Futter aus den Döschen bzw. Fächern nehmen, sortiert auf einem Backpapier verteilen und bei 60 °C 12 Stunden trocknen
- Trockengewicht der Gammariden und Blattscheiben jedes Döschens bzw. Fachs bestimmen
- Feeding activity =
(Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsbeginn – Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende) / Trockengewicht der Gammariden bei Versuchsende

8.1.2 Anleitung für Labor-Testsysteme

1. Bau der Testsysteme

Testsystem aus „Sortierkasten“

Material: Sortierkasten aus Kunststoff, Netz (Machenweite ca. 1 mm) aus Kunststoff und Heißkleber oder Netz aus Metall und Lötkolben, PVC-Schläuche, Förderpumpe mit Schläuchen, 2 Gefäße

- die einzelnen Verbindungslöcher (Ø ca. 3 cm) in die Mitte der Trennwände bohren, um einen Durchfluss des Wassers durch alle Fächer zu gewährleisten
- die Löcher mit den zugeschnittenen Netze und Heißkleber (Kunststoff) oder Lötkolben (Metall) versehen
- an den Außenseiten werden Schläuche befestigt und an eine Zufluss-Pumpe und eine Abfluss-Pumpe angeschlossen, um zwei unabhängige Kreisläufe zu ermöglichen (Abb. 8.4)
- die Leistung der Pumpe, die für den Abfluss sorgt, sollte etwas höher eingestellt sein, um ein Überlaufen des Systems zu verhindern

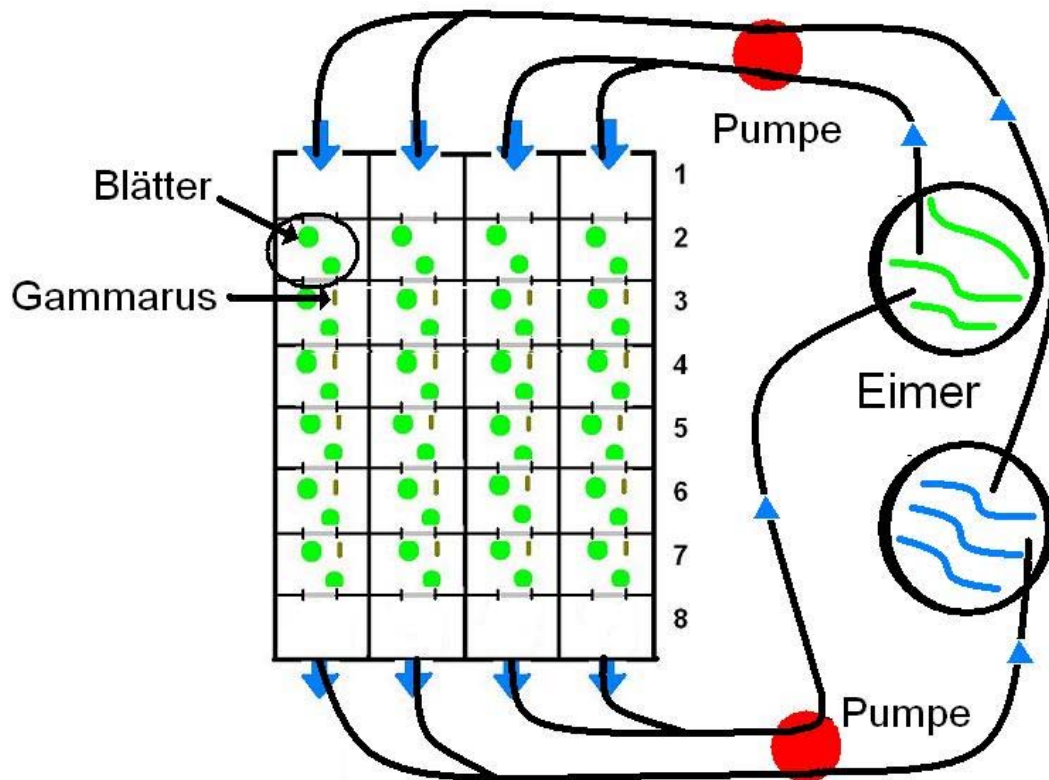


Abb. 8.4: Verteilung der Testorganismen und Blattscheiben auf die Fächer des Testsystems „Sortierkasten“ (Labor).

grün (rund): Blattscheiben (Reihen 2-7)

braun (länglich): Gammariden (Reihen 3-7)

2. Zubereitung des Futters

Material: Blätter der Schwarzerle (Alnus Glutinosa), Gefrierschrank, Ausstanzer, Aquarium, Nährlösung, Belüftung, Eiswürfelbehälter, Trockenschrank, Analyse-Waage, Backblech und -papier

- das Futter wird wie bei den Freiland-Testsystemen zubereitet

2. Versuchsdurchführung

Material: Testorganismen (Gammarus fossarum / Gammarus pulex), Kescher, Sieb, Eimer, Wanne, Heringe, präpariertes und gewogenes Futter (Alnus Glutinosa), Aquarium, Reinigungspumpe, Belüftung

- auch die Versuchsdurchführung ähnelt dem Ablauf bei den Freiland-Testsystemen
- um einen Vorrat an Gammariden im Labor zu gewährleisten, ist ein Aquarium (Wassertemperatur < 20 °C mit Reinigungspumpe und Belüftung) empfehlenswert

3. Auswertung

Material: Analyse-Waage, Pinzette

- die Gammariden und Futter aus den „Fächern“ nehmen, sortiert auf einem Backpapier verteilen und bei 60 °C 12 Stunden trocknen
- Trockengewicht der Gammariden und Blattscheiben jedes „Fachs“ bestimmen
- Feeding activity =
(Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsbeginn – Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende) / Trockengewicht der Gammariden bei Versuchsende

8.2 Tabellen

Tab. 8.3: Ergebnisse des Freilandversuchs A, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchtfäche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
6	40,3	30,7	6,7	9,6	1,43	0,24	9,02	0,22	
7	42,9	36,9	5,5	4,0	0,73	0,12	3,42	0,10	
8	44,5	39,9	4,4	4,6	1,06	0,17	4,02	0,15	
9	38,0	34,6	6,2	3,4	0,56	0,09	2,82	0,08	
10	37,4	38,0	5,2	-0,6	-0,12	-0,02	-1,18	-0,04	
11	43,4	36,2	4,9	5,2	1,06	0,18	4,62	0,16	
12	40,0	37,6		2,4			1,82		d)
13	44,6	36,1	4,3	6,5	1,51	0,25	5,92	0,23	
14	40,3	36,2	6,4	4,1	0,64	0,11	3,52	0,09	
15	40,5	40,1		0,4			-0,18		e)
16	40,0	36,5	4,5	1,5	0,33	0,06	0,92	0,03	
17	41,3	37,3	6,5	4,0	0,62	0,10	3,42	0,09	
18	42,6	39,2	6,9	3,4	0,49	0,08	2,82	0,07	
19	41,7	36,8	5,1	5,9	1,16	0,19	5,32	0,17	
20	43,0	41,2	5,3	1,8	0,34	0,06	1,22	0,04	
21	43,5	37,0	6,3	6,5	1,03	0,17	5,92	0,16	
22	38,0	33,8	5,8	4,2	0,72	0,12	3,62	0,10	
23	40,3	34,2	5,3	6,1	1,15	0,19	5,52	0,17	
24	42,8	40,7	5,3	2,1	0,40	0,07	1,52	0,05	
25	40,5	36,6	7,8	3,9	0,50	0,08	3,32	0,07	
1	41,4	41,0		0,4	-				
2	41,0	42,0		-1,0	-				
3	40,0	39,4		0,6	-				
4	42,8	41,2		1,6	-				
5	42,2	40,9		1,3	-				
Minima ¹⁾ :	37,4	30,7	4,3	-0,6	-0,12	-0,02	-1,18	-0,04	
Maxima ¹⁾ :	44,6	41,2	7,8	9,6	1,51	0,25	9,02	0,23	
Mittelwerte ¹⁾ :	41,3	37,3	5,7	4,0	0,76	0,13	3,37	0,11	
Mittelwerte ²⁾ :	41,5	40,9		0,6					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
 Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
 Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
 e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.4: Ergebnisse des Freilandversuchs A, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchthfläche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
31	37,9	33,7	6,2	4,2	0,68	0,11	7,86	0,21	
32	43,4	43,7	5,6	-0,3	-0,05	-0,01	3,36	0,10	
33	43,7	43,5	4,6	0,2	0,04	0,01	3,86	0,14	
34	45,0	43,8	4,0	1,2	0,30	0,05	4,86	0,20	
35	45,0	35,3	6,8	9,7	1,43	0,24	13,36	0,33	
36	44,5	45,1	5,8	-0,6	-0,10	-0,02	3,06	0,09	
37	43,9	42,3	6,0	1,6	0,27	0,04	5,26	0,15	
38	40,2	39,6	3,2	0,6	0,19	0,03	4,26	0,22	
39	40,8	39,0	5,4	1,8	0,33	0,06	5,46	0,17	
40	37,8	38,8		-1,0			2,86		d)
41	36,1	35,4	8,3	2,7	0,33	0,05	6,36	0,13	
42	37,6	36,7	6,5	0,9	0,14	0,02	4,56	0,12	
43	43,0	36,4	8,8	6,6	0,75	0,13	10,26	0,19	
44	38,5	36,4	6,2	2,1	0,34	0,06	5,76	0,15	
45	39,3	36,3	6,8	3,0	0,44	0,07	6,86	0,16	
46	37,6	34,7	7,5	2,9	0,39	0,06	6,56	0,15	
47	43,8	41,9	8,0	1,9	0,24	0,04	5,56	0,12	
48	37,7	31,2	6,1	6,5	1,07	0,18	10,16	0,28	
49	43,3	26,5	5,5	16,8	3,05	0,51	20,46	0,62	
50	43,5	45,0	5,2	-1,5	-0,29	-0,05	2,16	0,07	
26	42,0	49,3		-7,3	-	-			
27	40,2	43,5		-3,3	-	-			
28	36,9	40,4		-1,5	-	-			
29	40,0	43,6		-3,6	-	-			
30	36,1	40,7		-2,6	-	-			
Minima ¹⁾ :	37,6	26,5	3,2	-1,5	-0,29	-0,05	2,16	0,07	
Maxima ¹⁾ :	45,0	45,1	8,8	16,8	3,05	0,51	20,46	0,62	
Mittelwerte ¹⁾ :	41,2	38,3	6,1	3,0	0,50	0,08	6,63	0,19	
Mittelwerte ²⁾ :	39,8	43,5		-3,7					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
 Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
 Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen
²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.5: Ergebnisse des Freilandversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchthfläche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
6	34,5	33,7	4,6	0,8	0,17	0,03	4,18	0,15	
7	32,4	28,0	5,9	4,4	0,75	0,12	7,78	0,22	
8	36,0	30,7	7,6	5,3	0,70	0,12	8,68	0,19	
9	38,1	34,2	6,0	3,9	0,65	0,11	7,28	0,20	
10	37,3	37,6	8,1	-0,3	-0,04	-0,01	3,08	0,06	
11	30,6	35,4	7,4	-4,8	-0,65	-0,11	-1,42	-0,03	
12	36,2	23,5	6,3	12,7	2,02	0,34	16,08	0,43	
13	30,0	24,5	7,0	5,5	0,79	0,13	8,88	0,21	
14	32,2	25,0	10,0	7,2	0,72	0,12	10,58	0,18	
15	35,1	38,6	5,1	-3,5	-0,69	-0,11	-0,12	0,00	
16	31,8	33,6	5,0	-1,8	-0,36	-0,06	1,58	0,05	
17	33,5	32,8	7,2	0,7	0,10	0,02	4,08	0,09	
18	31,2	28,2	7,3	3,0	0,41	0,07	6,38	0,15	
19	33,0	33,8	4,8	-0,8	-0,17	-0,03	2,58	0,09	
20	32,3	30,4	6,5	1,9	0,29	0,05	5,28	0,14	
21									
22									
23									
24									
25									
1	35,5	45,5		-10,0	-	-			
2	35,9	39,4		-3,5	-	-			
3	32,7	36,1		-2,4	-	-			
4	32,4	33,1		-0,7	-	-			
5	32,3	32,6		-0,3	-	-			
Minima ¹⁾ :	30,0	23,5	4,6	-4,8	-0,69	-0,11	-1,42	-0,03	
Maxima ¹⁾ :	38,1	38,6	10,0	12,7	2,02	0,34	16,08	0,43	
Mittelwerte ¹⁾ :	33,6	31,3	6,6	2,3	0,31	0,05	5,66	0,14	
Mittelwerte ²⁾ :	33,8	37,1		-3,4					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen
²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.6: Ergebnisse des Freilandversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchtfäche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
31	31,0	23,8	8,7	7,2	0,83	0,14	8,38	0,16	
32	32,8	28,0	9,1	4,8	0,53	0,09	5,98	0,11	
33	30,2	32,2	3,8	-2,0	-0,53	-0,09	-0,82	-0,04	
34	33,4	29,3	7,9	4,1	0,52	0,09	5,28	0,11	
35	38,0	38,4	5,3	-0,4	-0,08	-0,01	0,78	0,02	
36	32,0	21,7	8,7	10,3	1,18	0,20	11,48	0,22	
37	32,0	30,9	4,4	1,1	0,25	0,04	2,28	0,09	
38	33,6	25,3	5,6	8,3	1,48	0,25	9,48	0,28	
39	37,7	34,0	4,7	3,7	0,79	0,13	4,88	0,17	
40	36,1	27,8	9,5	8,3	0,87	0,15	9,48	0,17	
41	33,1	27,4	5,0	1,14	0,19	0,19	6,88	0,23	
42	33,7	30,8	4,6	2,9	0,63	0,11	4,08	0,15	
43	33,6	23,1	9,0	10,5	1,17	0,19	11,68	0,22	
44	35,6	28,1	7,1	7,5	1,06	0,18	8,68	0,20	
45	37,2	30,4	6,8	6,8	1,00	0,17	7,98	0,20	
46									
47									
48									
49									
50									
26	37,0	40,0		-3,0	-	-			
27	36,4	37,7		-1,3	-	-			
28	38,0	37,0		1,0	-	-			
29	38,1	40,5		-2,4	-	-			
30	37,3	37,5		-0,2	-	-			
Minima ¹⁾ :	30,2	21,7	3,8	-2,0	-0,53	-0,09	-0,82	-0,04	
Maxima ¹⁾ :	38,0	38,4	9,5	10,5	1,48	0,25	11,68	0,28	
Mittelwerte ¹⁾ :	34,0	28,8	6,7	5,3	0,72	0,12	6,43	0,15	
Mittelwerte ²⁾ :	37,4	38,5		-1,2					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen
²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.7: Ergebnisse des Freilandversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchthfläche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
6	32,9	32,2	10,4	0,7	0,07	0,01	6,24	0,10	
7	30,9	30,9	3,8	0,0	0,00	0,00	5,54	0,24	
8	34,7	34,7	5,6	0,0	0,00	0,00	5,54	0,16	
9	33,7	31,1	5,5	2,6	0,47	0,08	8,14	0,25	
10	35,5	35,0	4,5	0,5	0,11	0,02	6,04	0,22	
11	31,6	36,7	7,2	-5,1	-0,71	-0,12	0,44	0,01	
12	31,1	28,8	4,3	2,3	0,53	0,09	7,84	0,30	
13	32,3	12,0	8,3	20,3	2,45	0,41	25,84	0,52	
14	32,5	36,6	4,4	-4,1	-0,93	-0,16	1,44	0,05	
15	30,1	32,4	4,4	-2,3	-0,52	-0,09	3,24	0,12	
16	32,3	34,1	3,5	-1,8	-0,51	-0,09	3,74	0,18	
17	36,7	39,0	4,9	-2,3	-0,47	-0,08	3,24	0,11	
18	30,1	25,2	8,2	4,9	0,60	0,10	10,44	0,21	d)
19	35,2	35,1							
20	36,6	30,1	6,3	6,5	1,03	0,17	12,04	0,32	
21									
22									
23									
24									
25									
1	34,5	39,0		-4,5	-	-			
2	36,4	36,4		0,0	-	-			
3	32,9	39,3		-6,4	-	-			
4	36,6	42,2		-5,6	-	-			
5	31,0	42,2		-11,2	-	-			
Minima ¹⁾ :	30,1	12,0	3,5	-5,1	-0,93	-0,16	0,44	0,01	
Maxima ¹⁾ :	36,7	39,0	10,4	20,3	2,45	0,41	25,84	0,52	
Mittelwerte ¹⁾ :	33,1	31,6	5,8	1,6	0,15	0,03	7,13	0,20	
Mittelwerte ²⁾ :	34,3	39,8		-5,5					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.8: Ergebnisse des Freilandversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchthfläche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
31	30,0	24,7	7,3	5,3	0,73	0,12	5,70	0,13	e)
32									d)
33									
34	36,2	36,7	5,2	-0,5	-0,10	-0,02	-0,10	0,00	
35	36,7	36,4	6,2	0,3	0,05	0,01	0,70	0,02	
36	33,8	30,1	5,0	3,7	0,74	0,12	4,10	0,14	
37	30,2	28,0	4,2	2,2	0,52	0,09	2,60	0,10	
38	36,0	32,5	6,5	3,5	0,54	0,09	3,90	0,10	
39	34,2	30,8	6,2	3,4	0,55	0,09	3,80	0,10	
40	35,4	35,0	5,1	0,4	0,08	0,01	0,80	0,03	
41	36,8	17,0	6,1	19,8	3,25	0,54	20,20	0,55	
42	31,6	28,0	3,5	3,6	1,03	0,17	4,00	0,19	
43	35,0	31,2	7,5	3,8	0,51	0,08	4,20	0,09	
44	30,7	25,7	7,2	5,0	0,69	0,12	5,40	0,13	
45	36,3	38,9	5,6	-2,6	-0,46	-0,08	-2,20	-0,07	
46									
47									
48									
49									
50									
26	34,7	35,3		-0,6	-	-			
27	35,7	35,9		-0,2	-	-			
28	30,1	30,7		-0,6	-	-			
29	35,1	35,9		-0,8	-	-			
30	31,7	31,5		0,2	-	-			
Minima ¹⁾ :	30,0	17,0	3,5	-2,6	-0,46	-0,08	-2,20	-0,07	
Maxima ¹⁾ :	36,8	38,9	7,5	19,8	3,25	0,54	20,20	0,55	
Mittelwerte ¹⁾ :	34,1	30,4	5,8	3,7	0,62	0,10	4,08	0,12	
Mittelwerte ²⁾ :	33,5	33,9		-0,4					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.9: Ergebnisse des Freilandversuchs D, Testsystem „Filmdöschen“ unterhalb der Feuchthfläche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
6	36,80	29,80	7,30	7,00	0,96	0,16	6,20	0,14	
7	34,20	31,60	4,10	2,60	0,63	0,11	1,80	0,07	
8	36,40	27,70	7,50	8,70	1,16	0,19	7,90	0,18	
9	35,40	34,50	5,50	0,90	0,16	0,03	0,10	0,00	
10	32,90	31,00	6,50	1,90	0,29	0,05	1,10	0,03	
11	33,40	32,40	5,70	1,00	0,18	0,03	0,20	0,01	
12	34,20	31,50	5,30	2,70	0,51	0,08	1,90	0,06	
13	33,30	31,80	4,60	1,50	0,33	0,05	0,70	0,03	
14	35,10	31,90	5,20	3,20	0,62	0,10	2,40	0,08	
15	35,60	33,00	8,70	2,60	0,30	0,05	1,80	0,03	
16	36,00	32,80	5,80	3,20	0,55	0,09	2,40	0,07	
17	31,80	25,40	4,60	6,40	1,39	0,23	5,60	0,20	
18	32,00	24,70	6,70	7,30	1,09	0,18	6,50	0,16	
19	35,60	36,80	3,20	-1,20	-0,37	-0,06	-2,00	-0,10	
20	35,90	30,20	7,90	5,70	0,72	0,12	4,90	0,10	
21									
22									
23									
24									
25									
1	36,40	32,40		4,00	-	-			
2	37,20	37,20		0,00	-	-			
3	35,40	34,10		1,30	-	-			
4	34,60	34,70		-0,10	-	-			
5	32,00	33,20		-1,20	-	-			
Minima ¹⁾ :	31,80	24,70	3,20	-1,20	-0,37	-0,06	-2,00	-0,10	
Maxima ¹⁾ :	36,80	36,80	8,70	8,70	1,39	0,23	7,90	0,20	
Mittelwerte ¹⁾ :	34,57	31,01	5,91	3,57	0,57	0,09	2,77	0,07	
Mittelwerte ²⁾ :	35,12	34,32		0,80					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

Tab. 8.10: Ergebnisse des Freilandversuchs D, Testsystem „Filmdöschen“ oberhalb der Feuchthfläche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
31	34,0	29,0	7,3	5,0	0,68	0,11	4,88	0,11	
32	34,6	23,4	8,0	11,2	1,40	0,23	11,08	0,23	
33	34,0	31,7	5,5	2,3	0,42	0,07	2,18	0,07	
34	36,5	33,7	6,5	2,8	0,43	0,07	2,68	0,07	
35	36,0	31,5	8,7	4,5	0,52	0,09	4,38	0,08	
36	36,2	32,9	7,5	3,3	0,44	0,07	3,18	0,07	
37	35,7	27,4	8,3	8,3	1,00	0,17	8,18	0,16	
38	36,1	31,8	7,1	4,3	0,61	0,10	4,18	0,10	
39	34,6	25,0	5,3	9,6	1,81	0,30	9,48	0,30	
40	37,0	33,3	3,4	3,7	1,09	0,18	3,58	0,18	
41	32,6	29,2	4,3	3,4	0,79	0,13	3,28	0,13	
42	35,5	27,1	5,7	8,4	1,47	0,25	8,28	0,24	
43	34,5	31,5	7,3	3,0	0,41	0,07	2,88	0,07	
44	33,7	29,2	3,6	4,5	1,25	0,21	4,38	0,20	
45	33,4	29,6	4,4	3,8	0,86	0,14	3,68	0,14	
46									
47									
48									
49									
50									
26	35,3	35,3		0,0	-	-			
27	34,5	35,9		-1,4	-	-			
28	31,6	34,1		-2,5	-	-			
29	33,9	32,9		1,0	-	-			
30	34,7	31,2		3,5	-	-			
Minima ¹⁾ :	32,6	23,4	3,4	2,3	0,41	0,07	2,18	0,07	
Maxima ¹⁾ :	37,0	33,7	8,7	11,2	1,81	0,30	11,08	0,30	
Mittelwerte ¹⁾ :	35,0	29,8	6,2	5,2	0,88	0,15	5,09	0,14	
Mittelwerte ²⁾ :	34,0	33,9		0,1					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.11: Ergebnisse des Freilandversuchs D, Testsystem „Sortierkasten“ unterhalb der Feuchtfäche.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
6	36,5	37,3	4,1	-0,8	-0,20	-0,03	-0,04	0,00	
7	37,0	30,1	6,2	6,9	1,11	0,19	7,86	0,21	
8	34,7	36,0	4,9	-0,3	-0,06	-0,01	0,46	0,02	
9	35,2	33,5	3,9	1,7	0,44	0,07	2,46	0,11	
10	34,4	33,3	3,6	1,1	0,31	0,05	1,86	0,09	
11	28,9	22,0	6,5	6,9	1,06	0,18	7,86	0,20	
12	34,3	28,8	7,1	5,5	0,77	0,13	6,26	0,15	
13	29,0	20,9	5,4	8,1	1,50	0,25	8,86	0,27	
14	36,9	29,5	5,8	7,4	1,28	0,21	8,16	0,23	
15	33,4	25,5	6,0	7,9	1,32	0,22	8,66	0,24	
16	36,0	37,1							d)
17	32,7	35,9							d)
18									
19									
20									
21									
22									
23									
24									
25									
1	35,3	36,5		-1,2	-	-			
2	31,5	32,0		-0,5	-	-			
3	36,2	37,7		-1,5	-	-			
4	33,7	33,8		-0,1	-	-			
5	33,6	34,1		-0,5	-	-			
Minima ¹⁾ :	28,9	20,9	3,6	-0,8	-0,20	-0,03	-0,04	0,00	
Maxima ¹⁾ :	37,0	37,3	7,1	8,1	1,50	0,25	8,86	0,27	
Mittelwerte ¹⁾ :	34,1	30,7	5,4	4,4	0,75	0,13	5,20	0,15	
Mittelwerte ²⁾ :	34,1	34,8		-0,8					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
 Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
 Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.12: Ergebnisse des Laborversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne A (kontaminiert).

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
31	26,0	11,4	5,9	14,6	2,47		10,94	0,31	
32	26,7	24,2		2,5					e)
33	34,7	13,5	2,5	21,2	8,48	1,41	17,54	1,17	
34	28,1	9,6	6,0	18,5	3,08	0,51	14,84	0,41	
35	31,2	28,6	2,5	2,6	1,04	0,17	-1,06	-0,07	
36	33,2	20,0	5,4	13,2	2,44	0,41	9,54	0,29	
37	30,5	15,4	4,2	15,1	3,60	0,60	11,44	0,45	
38	26,1	18,7	9,3	7,4	0,80	0,13	3,74	0,07	
39	34,0	23,8	8,2	10,2	1,24	0,21	6,54	0,13	
40	25,0	18,2	5,6	6,8	1,21	0,20	3,14	0,09	
41	31,8	16,8	6,7	15,0	2,24	0,37	11,34	0,28	
42	26,7	13,8	6,0	12,9	2,15	0,36	9,24	0,26	
43	28,9	21,8		7,1					e)
44	30,2	28,4		1,8					d)
45									
46									
47									
48									
49									
50									
26	27,7	23,7		4,0	-				
27	27,0	23,3		3,7	-				
28	26,5	23,6		2,9	-				
29	32,7	29,0		3,7	-				
30	27,4	23,4		4,0	-				
Minima ¹⁾ :	25,0	9,6	2,5	1,8	0,80	0,13	-1,06	-0,07	
Maxima ¹⁾ :	34,7	28,6	9,3	21,2	8,48	1,41	17,54	1,17	
Mittelwerte ¹⁾ :	29,5	18,9	5,7	10,6	2,61	0,44	8,84	0,31	
Mittelwerte ²⁾ :	28,3	24,6		3,7					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen
²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.13: Ergebnisse des Laborversuchs B, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne B.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/a]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/a]	Bemerkungen
6	26,5	11,9	4,8	14,6	3,04	0,51	11,78	0,41	
7	27,3	8,0	4,5	19,3	4,29	0,71	16,48	0,61	
8	30,6	21,9	6,9	8,7	1,26	0,21	5,88	0,14	
9	32,2	23,5	5,0	8,7	1,74	0,29	5,88	0,20	
10	31,3	28,7	3,5	2,6	0,74	0,12	-0,22	-0,01	
11	27,1	8,4	6,2	18,7	3,02	0,50	15,88	0,43	
12	28,4	18,1	4,6	10,3	2,24	0,37	7,48	0,27	
13	29,2	17,5	4,9	11,7	2,39	0,40	8,88	0,30	
14	29,4	7,9	3,5	21,5	6,14	1,02	18,88	0,89	
15	30,6	27,7	4,0	2,9	0,73	0,12	0,08	0,00	
16	25,7	7,0	6,5	18,7	2,88	0,48	15,88	0,41	
17	30,0	19,3	3,8	10,7	2,82	0,47	7,88	0,35	
18	25,4	5,7	5,3	19,7	3,72	0,62	16,88	0,53	
19	29,5	30,0		-0,5			-3,32		d)
20	30,9	19,5	7,0	11,4	1,63	0,27	8,88	0,20	
21									
22									
23									
24									
25									
1	33,8	31,0		2,8					
2	29,9	27,5		2,4					
3	28,7	24,0		4,7					
4	29,4	27,6		1,8					
5	24,5	22,1		2,4					
Minima ¹⁾ :	25,4	5,7	3,5	-0,5	0,73	0,12	-3,32	-0,01	
Maxima ¹⁾ :	32,2	30,0	7,0	21,5	6,14	1,02	18,88	0,89	
Mittelwerte ¹⁾ :	28,9	17,0	5,0	11,9	2,62	0,44	9,11	0,34	
Mittelwerte ²⁾ :	29,3	26,4		2,8					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.14: Ergebnisse des Laborversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne A (kontaminiert).

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
31	34,0	29,6	6,0	4,4	0,74	0,12	-0,12	0,00 e)	
32	28,8	24,7	6,0	4,1	0,69	0,11	-0,42	-0,01 e)	
33	33,8	29,7	6,0	4,1	0,69	0,11	-0,42	-0,01 e)	
34	28,5	26,2	6,0	2,3	0,38	0,06	-2,22	-0,06 e)	
35	30,1	26,1	6,0	4,0	0,67	0,11	-0,52	-0,01 e)	
36	26,9	23,3	6,0	3,6	0,60	0,10	-0,92	-0,03 e)	
37	28,4	25,3	6,0	3,1	0,52	0,09	-1,42	-0,04 e)	
38	28,1	25,1	6,0	3,0	0,50	0,08	-1,52	-0,04 e)	
39	30,9	27,0	6,0	3,9	0,65	0,11	-0,62	-0,02 e)	
40	27,6	24,6	6,0	3,0	0,50	0,08	-1,52	-0,04	
41	27,3	21,7	6,0	5,6	0,94	0,16	1,08	0,03 e)	
42	29,1	24,6	6,0	4,5	0,75	0,13	-0,02	0,00 e)	
43	29,9	24,7	6,0	5,2	0,87	0,14	0,68	0,02 e)	
44	32,9	27,9	6,0	5,0	0,84	0,14	0,48	0,01 e)	
45	29,0	24,6	6,0	4,4	0,74	0,12	-0,12	0,00 e)	
46									
47									
48									
49									
50									
26	30,6	27,1		3,5	-				
27	30,2	26,4		3,8	-				
28	33,6	27,8		5,8	-				
29	34,6	29,5		5,1	-				
30	28,8	24,4		4,4	-				
Minima ¹⁾ :	26,9	21,7	6,0	2,3	0,38	0,06	-2,22	-0,06	
Maxima ¹⁾ :	34,0	29,7	6,0	5,6	0,94	0,16	1,08	0,03	
Mittelwerte ¹⁾ :	29,7	25,7	6,0	4,0	0,67	0,11	-0,51	-0,01	
Mittelwerte ²⁾ :	31,6	27,0		4,5					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen

²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

Tab. 8.15: Ergebnisse des Laborversuchs C, Testsystem „Filmdöschen“ in der Wanne B.

Behälter	Gewicht a [mg]	Gewicht b [mg]	Gewicht c [mg]	a - b [mg]	(a - b) / c	feeding [1/d]	(a - b) - d [mg]	feeding + [1/d]	Bemerkungen
6	33,5	27,6		5,9					d)
7	35,4	12,3	9,3	23,1	2,48	0,41	18,10	0,32	
8	34,0	27,7	4,7	6,3	1,34	0,22	1,30	0,05	
9	34,9	26,2	4,5	8,7	1,93	0,32	3,70	0,14	
10	31,2	19,1	5,2	12,1	2,33	0,39	7,10	0,23	
11	30,4	17,3	5,8	13,1	2,26	0,38	8,10	0,23	
12	27,9	20,9	4,2	7,0	1,67	0,28	2,00	0,08	
13	33,6	25,2	7,0	8,4	1,20	0,20	3,40	0,08	
14	28,7	19,0	6,0	9,7	1,62	0,27	4,70	0,13	
15	29,2	11,4	6,9	17,8	2,58	0,43	12,80	0,31	
16	29,9	24,9	6,7	5,0	0,75	0,12	0,00	0,00	
17	31,3	26,1		5,2			0,20		e)
18	29,0	18,8	5,2	10,2	1,96	0,33	5,20	0,17	
19	33,9	21,5	6,2	12,4	2,00	0,33	7,40	0,20	
20	29,4	26,5	6,0	2,9	0,48	0,08	-2,10	-0,06	
21									
22									
23									
24									
25									
1	28,9	23,4		5,5	-	-			
2	33,5	27,8		5,7	-	-			
3	34,0	29,7		4,3	-	-			
4	32,8	28,3		4,5	-	-			
5	32,4	27,4		5,0	-	-			
Minima ¹⁾ :	27,9	11,4	4,2	2,9	0,48	0,08	-2,10	-0,06	
Maxima ¹⁾ :	35,4	27,7	9,3	23,1	2,58	0,43	18,10	0,32	
Mittelwerte ¹⁾ :	31,5	21,6	6,0	9,9	1,74	0,29	4,85	0,14	
Mittelwerte ²⁾ :	32,3	27,3		5,0					

Erläuterung:

Gewicht **a**: Trockengewicht der Blattscheiben vor Versuchsbeginn
Gewicht **b**: Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
Gewicht **c**: Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende

d) kein Testorganismus im Döschen
e) Testorganismus tot o. verletzt

¹⁾ Mittelwerte, Max. u. Minima für Döschen mit Testorganismen
²⁾ Werte für Döschen ohne Testorganismen

8.3 Fotos



Abb. 8.5: Testsystem bestehend aus Filmdöschchen.



Abb. 8.6: Testsystem bestehend aus einem Sortierkasten (Freilandsystem).



Abb. 8.7: Testsystem bestehend aus einem Sortierkasten (Laborsystem).



Abb. 8.8: Versuchsaufbau der Laborversuche B und C (mit Filmdöschchen-Systemen).



Abb. 8.9: Versuchsaufbau des Laborversuchs D.

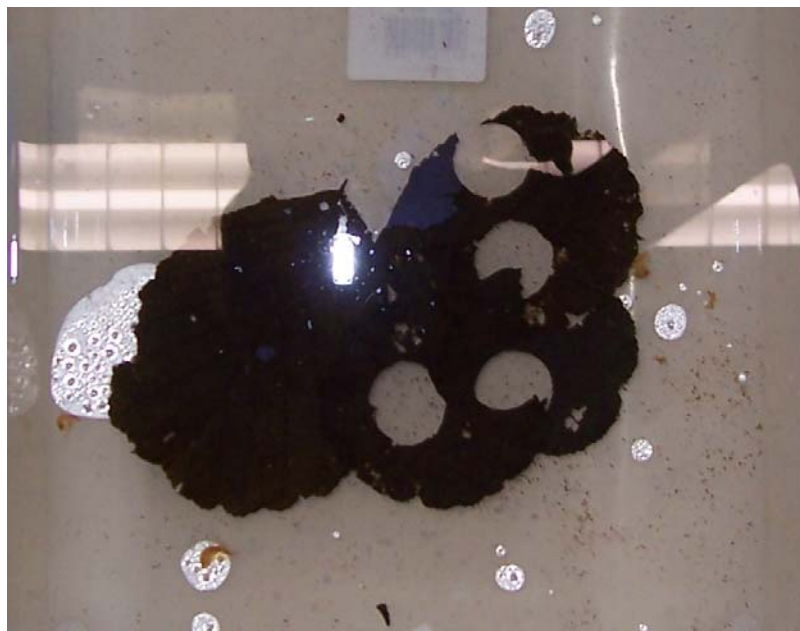


Abb. 8.10: Blätter bei Versuchsende des Laborversuchs D in der Wanne mit 10mg/l Glyphosat.



Abb. 8.11: Blätter bei Versuchsende des Laborversuchs D in der Wanne mit 5 mg/l Glyphosat.

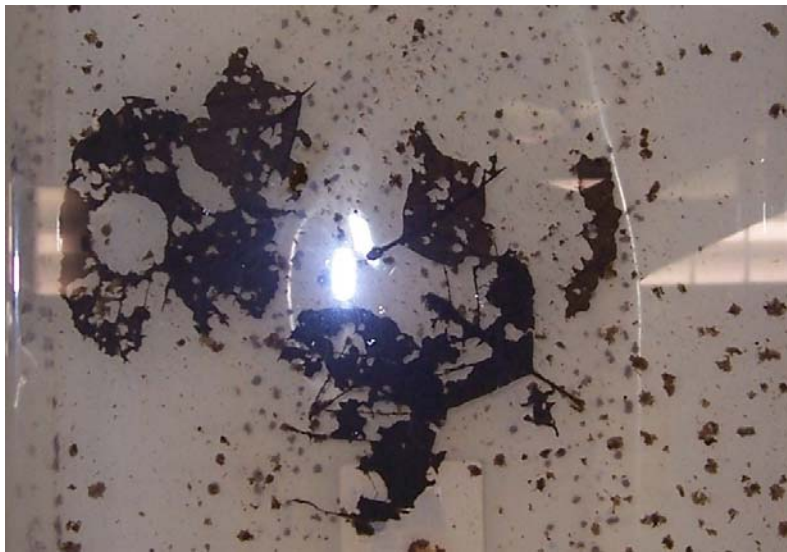


Abb. 8.12: Blätter bei Versuchsende des Laborversuchs D in der Wanne mit 1 mg/l Glyphosat.

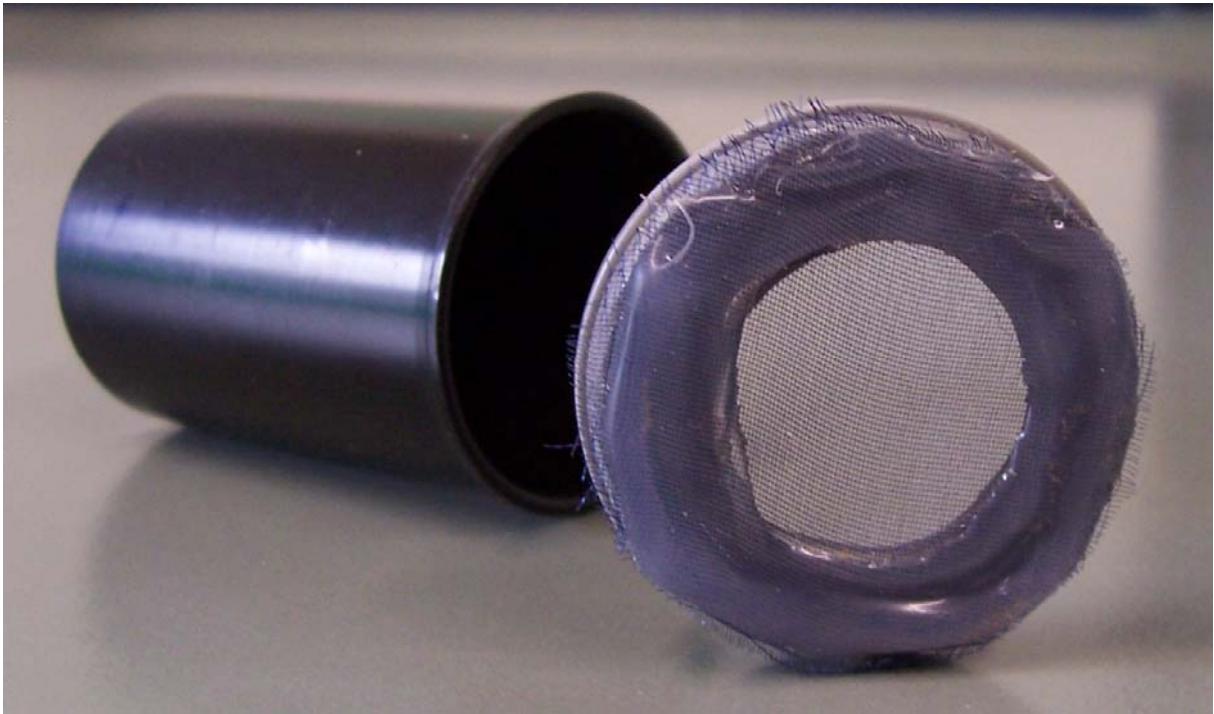


Abb. 8.13: Großaufnahme eines Filmdöschens mit Netz.



Abb. 8.14: Ausgestanzte Blattscheiben in der Nährlösung.



Abb. 8.15: Ausgestanzte Blattscheiben auf Backpapier für den Trockenvorgang vorbereitet.



Abb. 8.16: Angefeuchtete Blattscheiben, kurz vor dem Einsatz als Futter in den Testsystemen.

8.4 Liste der verwendeten Symbole und Abkürzungen

%	Prozent
a	Jahr(e)
a	Öffnungswinkel des Dreieck-Überfalls
μ	Überfallbeiwert
μg	Mikrogramm
A_E	Fläche des Einzugsgebiets
A_{Eo}	Fläche des oberirdischen Einzugsgebiets
A_{Eu}	Fläche des unterirdischen Einzugsgebiets
B_n	Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsende
B_v	Trockengewicht der Blattscheiben bei Versuchsbeginn
B_p	durchschnittliche Differenz aus dem Trockengewicht der Blattscheiben (Blindprobe) bei Versuchsende und Trockengewicht der Blattscheiben (Blindprobe) bei Versuchsbeginn
c	Konzentration
cm	Zentimeter
d	Tag(e)
Dt₅₀	Mittlere Halbwertszeit
EZG	Einzugsgebiet
FA+	feeding activity +
g	Erdbeschleunigung
g	Gramm
GefStoffV	Gefahrenstoffverordnung
G_n	Trockengewicht der Testorganismen bei Versuchsende
ha	Hektar
h_ü	Überfallhöhe
km	Kilometer
l	Liter
LC₅₀	Mittlere letale Konzentration
LF	Leitfähigkeit
m	Meter
mg	Milligramm
Q	Abfluss
ml	Milliliter
s	Sekunde
t	Tonne(n)
Tw	Wassertemperatur
W	Wasserstand

Literaturverzeichnis

- Akkan, Z.; Flaig, H.; Ballschmiter, K. (2003):
Pflanzenbehandlungs- und Schädlingsbekämpfungsmittel in der Umwelt. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- Apel, P. (1994):
Monospezies-Tests, Anforderungen und Aussagekraft. In: Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln, Sachstandsbericht, DFG. Hrsg. Arbeitsgruppe "Ökotoxikologie" der Senatskommission zur Beurteilung von Stoffen in der Landwirtschaft, Mitteilung 1, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 241-248.
- Bach, M.; Huber, A.; Frede, H.-G.; Mohaupt, V.; Zullei-Seibert, N. (2000):
Schätzung der Einträge aus der Landwirtschaft in die Oberflächengewässer Deutschlands. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- BMU, Bundesministerium für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit (2001):
Umweltpolitik - Wasserwirtschaft in Deutschland, Teil 3: Emissionen in die Oberflächengewässer und Meere, Bonn.
- BVL, Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (2008):
Online-Datenbank der Pflanzenschutzmittel. <http://www.bvl.bund.de>. Letzter Zugriff am 12.02.2008.
- Cairns, J.J. jr. (1988):
Putting the Eco in Ecotoxicology. Regul. Toxicol. Pharmacol. 8, 226-238.
- Cooper, C.M. (1990):
Agriculture and water quality. In: Proceedings of the 16th Southern Soil Fertility Conference, Memphis, TN, 51-57.
- Demuth, S. (1992):
Dreisamniederung und östlicher Kaiserstuhl. Freiburger Geographische Hefte, Heft 36, Hrgb. R. Mäckel, 227-238.
- Demuth, S.; Mauser, W. (1983):
Messung und Bilanzierung der Schwebstofffracht - Untersuchungen im Ostkaiserstuhl 1981. Beiträge zur Hydrologie, Heft 9,2, 33-56.
- Endlicher, W. (1978):
Geländeklimatologische Untersuchungen im Weinbaugebiet des Kaiserstuhls. Dissertation, Albert-Ludwigs-Universität Freiburg i. Br.
- Engelhardt, W.; Jürging, P.; Pfadenhauer, J. (2003):
Was lebt in Tümpel, Bach und Weiher? 14. Auflage. Franckh-Kosmos Verlag, Stuttgart.
- Feng, J. C.; Thompson, D. G. (1990):
Fate of glyphosate in a Canadian forest watershed. 2: persistence in foliage and soils. Journal of Agriculture and Food Chemistry, Washington, v. 38, 1118-1125.
- Fent, K. (2007):
Ökotoxikologie. Umweltchemie, Toxikologie, Ökologie, 3. Auflage. Thieme Verlag, Stuttgart.
- Frehse, H.; Anderson, J.P.E. (1983):
Pesticides residues in soil – problems between concept and concern. In: IUPAC – Pesticides Chemistry, Vol. 1, Miyamoto J. et al., Pergamon Press, Oxford, 23 – 32.

- Ganzelmeier, H.; Rautmann, D.; Spangenberg, R.; Streloke, M.; Herrmann, M.; Wenzelburger, H.-J.; Walter, H.-F. (1995):
Untersuchungen zur Abdrift von Pflanzenschutzmitteln. Mitt. Biol. Bundesanst. Land-Forstwirtschaft. No. 304. Berlin
- Graetz, D.A.; Chesters, G.; Daniel, T.C.; Newland, L.W.; Lee, G.B. (1970):
Parathion degradation in lake sediments. J. Water Poll. Contr. Feder. 42, R76-R94.
- Gunkel, G. (1994):
Bioindikation in aquatischen Ökosystemen. G. Fischer Verlag, Jena.
- Gurk, C.; Hepp, C. (2007):
Schwarzerle (*Alnus glutinosa*). <http://www.baumkunde.de/baumdetails.php?baumID=0069>.
Letzter Zugriff am 23.11.2007.
- Haider, K. (1985):
Der Einfluß von Bodenparametern auf den Abbau von Pflanzenschutzmitteln. Berichte über Landwirtschaft, Pflanzenschutzmittel und Boden, Sonderheft 198, 81-92.
- Haider, K.; Schäffer, A. (2000):
Umwandlung und Abbau von Pflanzenbehandlungsmitteln im Boden - Auswirkungen auf die Umwelt. Enke im Thieme Verlag, Stuttgart, New York.
- Hance, R.J.; Führ, F. (1994):
Verhalten im Boden. In: Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln, Sachstandsbericht, DFG. Hrsg. Arbeitsgruppe "Ökotoxikologie" der Senatskommission zur Beurteilung von Stoffen in der Landwirtschaft, Mitteilung 1, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 64-81.
- Hance, R.J.; Führ, F.; Pestemer, W.; Welp, G.; Brümmer, G.W. (1994):
Bioverfügbarkeit von Rückständen. In: Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln, Sachstandsbericht, DFG. Hrsg. Arbeitsgruppe "Ökotoxikologie" der Senatskommission zur Beurteilung von Stoffen in der Landwirtschaft, Mitteilung 1, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 64-81.
- Hartmann, D. (2006):
Single event modelling in the small (0.6 km²) catchment of Rouffach, Haut-Rhin, France. Diplomarbeit am Institut für Hydrologie, Albert-Ludwigs-Universität Freiburg i. Br., unveröffentlicht.
- Henkelmann, G. (2005):
Das Verhalten von Glyphosat in der Umwelt - Forschungsergebnisse zum Austrag und zur Verlagerung, Fachbericht, Bayerische Landesanstalt für Landwirtschaft, Institut für Agrarökologie, Ökologischen Landbau und Bodenschutz..
- Herrmann M.; Wenzelburger, H.-J.; Walter, H.-F. (1995):
Untersuchungen zur Abdrift von Pflanzenschutzmitteln. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land und Forstwirtschaft (BBA) Berlin-Dahlem, Heft 304. Blackwell Wissenschaftsverlag, Wien.
- Hill, I.R.; Wright, S.J.L. (1978):
The behaviour and fate of pesticides in microbial environments. In: Hill, I.R.; Wright, S.J.L.: Pesticide Microbiology. Academic Press, London, New York, San Francisco, 79-136.
- Holler, S.; Schäfers, C.; Sonnenberg, J. (1996):
Umweltanalytik und Ökotoxikologie. Springer Verlag, Berlin.
- Hommen, U.; Schäfers, C.; Roß-Nickoll, M.; Ratte, T.; Streloke, M. (2004):
Effekte von Pflanzenschutzmitteln auf Nichtzielorganismen : Eine Übersicht über Monitoringstudien in Deutschland. Fraunhofer Institut für Molekularbiologie und Angewandte Ökologie (IME). Schmallenberg.

- Huber, A. (1998):
Belastung der Oberflächengewässer mit Pflanzenschutzmitteln in Deutschland. Modellierung der diffusen Einträge. Dissertation an der Justus Liebig Universität, Gießen.
- Huber, W. (1992):
Limnische Modellsysteme und Freilanduntersuchungen - Modellökosysteme. In: Becker H.; Döpke, F.; Dorn, E.; Heitfuss, R.; Holschulte, B.; Köpp, H.: Beurteilung von Pflanzenschutzmitteln in aquatischen Ökosystemen. DFG Rundgespräche und Kolloquien; VCH, Weinheim, Basel, Cambridge, New York, 119-133.
- Huber, W. (1994):
Multispezies- und Freilandsysteme. In: Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln, Sachstandsbericht, DFG. Hrsg. Arbeitsgruppe "Ökotoxikologie" der Senatskommission zur Beurteilung von Stoffen in der Landwirtschaft, Mitteilung 1, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 254-262.
- Huber, W.; Zieries, F.-J.; Feind, D.; Neugebauer, K. (1998):
Ökotoxikologische Bewertung von Umweltchemikalien mit Hilfe von aquatischen Modellökosystemen. In: Verfondern, M.; Scheele, B. (Hrsg.): Methoden zur ökotoxikologischen Bewertung von Chemikalien. Band 10, Aquatische Systeme III. Jül-Spez-440, Jülich, 202-278.
- Hurle, K.; Lang, S. (1994):
Verhalten im Wasser. In: Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln, Sachstandsbericht, DFG. Hrsg. Arbeitsgruppe "Ökotoxikologie" der Senatskommission zur Beurteilung von Stoffen in der Landwirtschaft, Mitteilung 1, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 110-122.
- Hurle, K.; Lang, S.; Herrmann, M. (1994):
Unbeabsichtigte Einträge. In: Ökotoxikologie von Pflanzenschutzmitteln, Sachstandsbericht, DFG. Hrsg. Arbeitsgruppe "Ökotoxikologie" der Senatskommission zur Beurteilung von Stoffen in der Landwirtschaft, Mitteilung 1, VCH Verlagsgesellschaft mbH, Weinheim, 34-52.
- Johnson, W.W.; Finley, M.T. (1980):
Handbook of acute toxicity of chemicals to fish and aquatic invertebrates. U.S. Department of the Interior, U.S. Fish and Wildlife Service, Publ. 137, Washington, DC.
- KATALYSE, Institut für angewandte Umweltforschung e. V. (2007):
Pestizide. <http://www.umweltlexikononline.de>. Letzter Zugriff am 24.02.2008.
- Kreuger, J. (1995):
Monitoring of pesticides in subsurface and surface water within an agricultural catchment in southern Sweden, British Crop Protection Council Monograph No. 62: Pesticide Movement to Water, 81-86.
- Landau, R. (1986):
International Dictionary of Medicine and Biology. Wiley, New York.
- LAWA (2000), Bund/Länder-Arbeitsgemeinschaft Wasser (2000):
Einsatzmöglichkeiten des Biomonitorings zur Überwachung von Langzeit-Wirkungen in Gewässern, Hrsg. von der Länderarbeitsgemeinschaft Wasser, Bearb. vom LAWA-Arbeitskreis "Biomonitoring", 1. Aufl., Kulturbuch-Verlag Berlin.
- Leibundgut, Ch.; Demuth, S.; Speidel U. (1992):
Einfluss der Flurbereinigung auf den Wasserhaushalt.- Untersuchungsprogramm Kaiserstuhl, Jahresbericht 1991, Universität Freiburg.
- Lennartz, B.; Wichtmann, W.; Weber, K.; Widmoser, P. (1997):
Pflanzenschutzmitteleinträge in Oberflächengewässer durch Dränung. In: Pflanzenschutzmitteleinträge in Oberflächengewässer durch Runoff und Dränung, Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft. Heft 330. Parey Buchverlag, Berlin, 39 -62.

- LFU, Bayrisches Landesamt für Umwelt (2006):
Pflanzenschutzmittel in der Umwelt. http://www.lfu.bayern.de/umweltwissen/boden/doc/ueberblick_stoffeintraege/psm1.pdf. Letzter Zugriff am 24.02.2008.
- LIESS, M. (1993):
Zur Ökotoxikologie der Einträge von landwirtschaftlich genutzten Flächen in Fließgewässer. Cuvillier Verlag, Göttingen.
- Liess, M.; Schulz, R.; Berenzen, N.; Nanko-Drees, J.; Wogram, J. (2001):
Pflanzenschutzmittel-Belastung und Lebensgemeinschaften in Fließgewässern mit landwirtschaftlich genutztem Umland. Berlin, Umweltbundesamt, UBA-Texte 65/01 zum FE-Vorhabens 296 24 511.
- Mayer, F.L. jr.; Ellersieck, M.R. (1988):
Experiences with single species tests for acute toxic effects on freshwater animals. *Abio* 17, 367-375.
- Morgenschweis, G.; Luft, G. (1985):
Einfluss von grossflächigen Reliefumgestaltungen bei Flurbereinigungen in südbadischen Weinbaugebieten auf Landschafts- und Wasserhaushalt. *Erdkunde*, Band 39, Heft 1, 1-11.
- Muir, D.C.G. (1991):
Dissipation and transformation in water and sediment. In: Grover R., Cessna A.J., *Environmental Chemistry of Herbicides*, Volume II. CRC Press, Boca Raton, Ann Arbor, Boston.
- Mull, R.; Nordmeyer, H. (1994):
Pflanzenschutzmittel im Grundwasser. Eine interdisziplinäre Studie. Springer, Berlin, Heidelberg, New York.
- Oerke, E.-C.; Dehne, H.-W.; Schönbeck, F.; Weber, A. (1994):
Crop Protection. Elsevier Science B. V., Amsterdam.
- Parlar, H.; Angerhöfer, D. (1991):
Chemische Ökotoxikologie. Springer-Verlag; Berlin, Heidelberg.
- Peffer, M.; Kress, K. (2001):
Risikobewertung für den Grund und Fließgewässerschutz. ALVA-Jahrestagung. <http://www.gumpenstein.at/publikationen/alva2001/pdf/pfeffer.pdf>. Letzter Zugriff am 12.12.2007.
- Pionke, H.B.; Chesters, G. (1973):
Pesticide-sediment-water interactions. *J. Environ. Qual.* 2, 29-45.
- Reith, V.E. (1996):
Pestizide in Oberflächengewässern, unter besonderer Berücksichtigung von Hochwasserereignissen: Forschungsbericht. Reith und Pfister, Freiburg.
- Rosenberg, D.M.; Resh, V.H. (1993):
Freshwater biomonitoring and benthic macroinvertebrates. Chapman and Hall, New York.
- Sabrowski, R.; Töpfer, P.; Hoess, P. (1989):
Entsorgung von Pflanzenschutzmittelresten aus der Landwirtschaft. UBA-FB 89-010, Berlin.
- Schinkel, K. (1985):
Die Beständigkeit von Pflanzenschutzmitteln im Boden. *Berichte über Landwirtschaft, Pflanzenschutzmittel und Boden*, Sonderheft 198, 9 – 21.
- Schinner, F.; Sonnleitner, R. (1997):
Bodenökologie: Mikrobiologie und Bodenenzymatik, Band III: Pflanzenschutzmittel, Agrarhilfsstoffe und organische Umweltchemikalien. Springer-Verlag, Berlin und Heidelberg.

-
- Schulz, R. (1997):
Aquatische Ökotoxikologie von Insektiziden. Auswirkungen diffuser Insektizideinträge aus der Landwirtschaft auf Fließgewässer-Lebensgemeinschaften. Ecomed Verlag, Landsberg.
- Schulz, R. (2007):
Methodology of in situ bioassays to measure ecotoxicological effects. Handout, ArtWET Workshop in Landau, unveröffentlicht.
- Schwab, H. (1993):
Süßwassertiere. Ein ökologisches Bestimmungsbuch - Zahlreiche, meist farbige Abbildungen, Zeichnungen und Tabellen. Ernst Klett Verlag, Stuttgart.
- Sieder, M. (2000):
Experimentelle Untersuchung der Abflußbildung auf Sättigungsflächen. Diplomarbeit am Institut für Hydrologie, Albert-Ludwigs-Universität Freiburg i. Br., unveröffentlicht.
- Stay, F.S.; Katko, A.; Rohm, C.M.; Fix, M.A.; Larsen, D.P. (1989):
The effects of atrazine on microcosm developed from four natural plankton communities. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 18, 866-875.
- Wagner, A. (2002):
Anwendung eines nicht-kalibrierten Niederschlag-Abfluss-Modells in den hydrologischen Versuchsgebieten des Ostkaiserstuhls. Diplomarbeit am Institut für Hydrologie, Albert-Ludwigs-Universität Freiburg i. Br., unveröffentlicht.

Ehrenwörtliche Erklärung

Ehrenwörtliche Erklärung:

Hiermit erkläre ich, dass die Arbeit selbständig und nur unter Verwendung der angegebenen Hilfsmittel angefertigt wurde.

Ort, Datum

Unterschrift