

TECHNISCHE UNIVERSITÄT DRESDEN

FAKULTÄT FORST-, GEO- UND HYDROWISSENSCHAFTEN

INSTITUT FÜR HYDROBIOLOGIE

**Wirkung von Fenoxycarb und Bisphenol A auf den Aufwuchs und
benthische Invertebraten in Fließrinnen**

DISSERTATION ZUR ERLANGUNG DES AKADEMISCHEN GRADES
DOCTOR RERUM NATURALIUM (DR. RER. NAT.)

vorgelegt von

Dipl.-Biol. Oliver Licht

Gutachter:

Prof. Dr. R. Nagel, Dresden
Prof. Dr. M. Roth, Dresden
PD Dr. R. Triebkorn, Tübingen

Dresden, im Februar 2005

Tag der mündlichen Prüfung: 23.06.2005

Inhaltsverzeichnis:

1	Einleitung	1
2	Material und Methoden	5
2.1	Fließbrinnen	5
2.1.1	Technische Daten	6
2.1.2	Sediment	8
2.1.3	Versuchsaufbau in den Fließbrinnen	9
2.1.4	Wasser und Nährstoffanalytik	11
2.2	Zeitlicher Ablauf der Experimente	13
2.2.1	Fenoxycarb	13
2.2.2	Bisphenol A	15
2.3	Chemikalien (Prüfsubstanzen)	17
2.3.1	Fenoxycarb	17
2.3.1.1	Charakterisierung	17
2.3.1.2	Applikation und Analytik	19
2.3.2	Bisphenol A	20
2.3.2.1	Charakterisierung	20
2.3.2.2	Applikation und Analytik	22
2.4	Organismen	24
2.4.1	Aufwuchs	24
2.4.2	<i>Lumbriculus variegatus</i>	28
2.4.3	Eintagsfliegen-Larven	29
2.4.3.1	<i>Rhithrogena semicolorata</i>	30
2.4.3.2	<i>Seratella ignita</i>	31
2.5	Ökotoxikologische Untersuchungen	32
2.5.1	Akute Toxizität	32
2.5.1.1	<i>Lumbriculus variegatus</i>	32
2.5.1.2	<i>Seratella ignita</i>	32
2.5.2	Aufwuchs in den Fließbrinnen	33
2.5.2.1	Trockenmasse und aschefreie Trockenmasse	36
2.5.2.2	Pigmentanalytik	36
2.5.2.3	Bestimmung der Algenzusammensetzung	39
2.5.3	<i>Lumbriculus variegatus</i> in den Fließbrinnen	41
2.5.4	<i>Rhithrogena semicolorata</i> in den Fließbrinnen und Expositionsgefäßen	42
2.5.5	<i>Seratella ignita</i> in den Expositionsgefäßen	43
2.6	Statistik und Auswertung	44
2.6.1	Analytik	45
2.6.2	Aufwuchs	45
2.6.3	<i>Lumbriculus variegatus</i>	46
2.6.4	Eintagsfliegen-Larven	46

3 Ergebnisse und Diskussion.....	47
3.1 Fenoxycarb	47
3.1.1 Applikation und Nachweis im Wasser der Fließbrinnen	47
3.1.2 Physikalisch-chemische Analysen	50
3.1.2.1 Temperatur	50
3.1.2.2 Sauerstoff	51
3.1.2.3 pH-Wert.....	52
3.1.2.4 Leitfähigkeit	53
3.1.2.5 Nitrat-N	55
3.1.2.6 Nitrit-N	56
3.1.2.7 Ammonium-N	58
3.1.2.8 orthoPhosphat-P	60
3.1.2.9 Silikat-Si.....	62
3.1.2.10 Zusammenfassung.....	64
3.1.3 Aufwuchs	65
3.1.3.1 Trockenmasse.....	65
3.1.3.2 Aschefreie Trockenmasse	67
3.1.3.3 Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC)	69
3.1.3.4 Chlorophyll a.....	70
3.1.3.5 Chlorophyll b und Lutein	72
3.1.3.6 Fucoxanthin.....	75
3.1.3.7 Anteile der Grünalgen und Kieselalgen am Aufwuchs.....	77
3.1.4 <i>Lumbriculus variegatus</i>	79
3.1.5 Eintagsfliegen-Larven	82
3.1.5.1 Akute Toxizität.....	82
3.1.5.2 <i>Rhithrogena semicolorata</i> in den Fließbrinnen.....	82
3.1.5.2.1 Imagines	82
3.1.5.2.2 Tote Larven	84
3.1.5.2.3 Mittlere Schlupfzeit der Larven	86
3.1.5.2.4 Exuvien.....	86
3.1.5.3 <i>Rhithrogena semicolorata</i> in den Expositionsgefäßen.....	88
3.1.5.3.1 Imagines	88
3.1.5.3.2 Tote Larven	89
3.1.5.3.3 Exuvien.....	90
3.1.5.4 <i>Seratella ignita</i> in den Expositionsgefäßen.....	92
3.1.5.4.1 Imagines	92
3.1.5.4.2 Tote Larven	95
3.1.5.4.3 Mittlere Schlupfzeit der Larven	95
3.1.5.4.4 Exuvien.....	95
3.2 Bisphenol A.....	97
3.2.1 Applikation und Nachweis im Wasser der Fließbrinnen	97
3.2.2 Physikalisch-chemische Analysen	100
3.2.2.1 Temperatur	101
3.2.2.2 Sauerstoff	102
3.2.2.3 pH-Wert.....	103
3.2.2.4 Leitfähigkeit	104

3.2.2.5	Nitrat-N	106
3.2.2.6	Nitrit-N	107
3.2.2.7	Ammonium-N	109
3.2.2.8	orthoPhosphat-P	110
3.2.2.9	Silikat-Si	111
3.2.2.10	Zusammenfassung	113
3.2.3	Aufwuchs	114
3.2.3.1	Aschefreie Trockenmasse	114
3.2.3.2	Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC)	117
3.2.4	<i>Lumbriculus variegatus</i>	119
4	Zusammenfassung	122
4.1	Fenoxycarb-Experiment	122
4.2	Bisphenol-A-Experiment	126
5	Schlussfolgerung und Ausblick	128
6	Literaturverzeichnis	131

Abbildungsverzeichnis:

Abb. 1: Schematische Darstellung der Lebensgemeinschaft in den Fließbrinnen (verändert nach Jungmann et al., 2001b), weitere Erläuterungen im Text..... 3

Abb. 2: Technische Zeichnung der Fließrinne. a) Seitenansicht: P: Pumpe; AB: Auffangbecken; EB: Einströmbecken; DR: doppelt ummanteltes Rohr; FS: Fließstrecke. b) Aufsicht: Fließstrecken (A,B) einer Fließrinne; M: Absperrgitter zur Trennung der Fließstrecke vom Auffangbecken (verändert nach Schmidt, 1997)...... 6

Abb. 3: Blick in das Gewächshaus auf die fünf Fließbrinnen. Blickrichtung ist stromaufwärts (Süden) und die Fließbrinnen werden von links nach rechts mit römischen Ziffern I bis V bezeichnet. (Foto: D. Jungmann) 7

Abb. 4: Blick stromaufwärts auf die Fließrinne II. Weitere Erläuterungen sind im Text dargestellt. (Foto: D. Jungmann) 7

Abb. 5: Expositionsgefäß (a: schematischer Aufbau, b: Foto), das für verschiedene Untersuchungen in den Fließbrinnen eingesetzt wurde. (Foto: J. Schmidt) 8

Abb. 6: Schematische Darstellung der Verteilung des Sedimentes. AB: Auffangbecken, EB: Einströmbecken, I: Sediment der Größenklasse \varnothing 8-16 mm, II: Sediment der Größenklassen \varnothing 2-8 mm (46%), \varnothing 8-16 mm (31 %) und \varnothing 16-32 mm (23%), frei: kein Sediment..... 9

Abb. 7: Aufbau der Fließbrinnen während des Experimentes mit Fenoxycarb. AB: Auffangbecken, EB: Einströmbecken, a, b: Fließstrecke a bzw. b 10

Abb. 8: Emergenzfall in der Fließrinne vor dem Ausströmbecken (AB). a) Aufsicht, b) Seitenansicht. Es ist jeweils nur ein Ausschnitt der Fließrinne dargestellt..... 10

Abb. 9: Aufbau der Fließbrinnen während des Experimentes mit Bisphenol A. AB: Auffangbecken, EB: Einströmbecken 11

Abb. 10: Zeitlicher Ablauf des Experimentes mit Fenoxycarb. Negative Ziffern der Zeitangabe kennzeichnen den Zeitraum vor, positive den nach der Applikation von Fenoxycarb. t_0 : Applikation von Fenoxycarb. Die Piktogramme symbolisieren das Einsetzen der jeweiligen Organismen, 1: Aufwuchs; 3: *Lumbricus variegatus*; 4: *Gammarus fossarum*, bzw. des Futters 2: Blätter der Erle *Alnus glutinosa*; 5: *Rhithrogena semicolorata*; 6: *Seratella ignita*..... 14

Abb. 11: Schematische Darstellung der Anordnung der Fließbrinnen im Gewächshaus (Aufsicht). Die Zahlen kennzeichnen die Nominal-Konzentration von Fenoxycarb in $\mu\text{g L}^{-1}$ (K = Kontrolle), der Pfeil kennzeichnet die Fließrichtung des Wassers..... 14

Abb. 12: Zeitlicher Ablauf des Experimentes mit Bisphenol A. Negative Ziffern der Zeitangabe kennzeichnen den Zeitraum vor, positive den nach der Applikation von Bisphenol A. t_0 : Applikation von Bisphenol A. Die Piktogramme symbolisieren das Einsetzen der jeweiligen Organismen, 1: Aufwuchs; 3: *Lumbricus variegatus*; 4: *Gammarus fossarum*, bzw. des Futters 2: Blätter der Erle *Alnus glutinosa*. 15

Abb. 13: Schematische Darstellung der Anordnung der Fließbrinnen im Gewächshaus (Aufsicht). Die Zahlen kennzeichnen die Nominal-Konzentration von Bisphenol A in $\mu\text{g L}^{-1}$ (K = Kontrolle 15 °C; K-17 = Kontrolle 17 °C), der Pfeil kennzeichnet die Fließrichtung des Wassers. 16

Abb. 14: Strukturformel von Fenoxycarb 18

Abb. 15: Strukturformel von Bisphenol A 22

Abb. 16: Ausschnitt aus einer Fließstrecke. Dargestellt ist die Anordnung der Tonkacheln auf dem Sediment der Fließstrecke. Die Zahlen kennzeichnen die Kacheln (1 - 30).. 34

Abb. 17: Ausschnitt aus einer Fließrinne. Dargestellt ist die Anordnung der Tonkacheln auf dem Sediment. Die Zahlen kennzeichnen die Tonkacheln (1-30). 35

Abb. 18:	Chromatogramme der Analyse von Aufwuchs, der durch Kieselalgen (a) bzw. von Grünalgen (b) dominiert wird. 1: Fucoxanthin, 2:Lutein, 3: Chlorophyll b, 4: Chlorophyll a	38
Abb. 19:	Kalibriergeraden für die vier gemessenen Standards Chlorophyll a, Chlorophyll b, Lutein und Fucoxanthin.....	39
Abb. 20:	Chlorophyll a Konzentration im Aufwuchs, gemessen per HPLC, im Vergleich mit der aus Fucoxanthin und Chlorophyll b mittels Multipler Linearer Regression (MLR) berechneten Konzentration.....	40
Abb. 21:	Fenoxycarb (links, Molmasse 301) sowie der Metabolit 4-Phenoxy-Phenol (rechts, Molmasse 186). 4-Phenoxy-Phenol entsteht durch Hydroxilierung (dargestellt durch den Doppelstrich).....	49
Abb. 22:	Verlauf der Temperaturen des Wassers in den Fließbrinnen im Experiment mit Fen-oxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]	50
Abb. 23:	Verlauf der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].	51
Abb. 24:	Verlauf der pH-Werte im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 mg L^{-1} Fenoxycarb].....	53
Abb. 25:	Verlauf der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].....	54
Abb. 26:	Verlauf der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb.[K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]..	55
Abb. 27:	Verlauf der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].	57
Abb. 28:	Verlauf der Ammonium-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].	58
Abb. 29:	Verlauf der orthoPhosphat-P-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].	61
Abb. 30:	Verlauf der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].	63
Abb. 31:	Trockenmassen des Aufwuchses im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]	65
Abb. 32:	Aschefreie Trockenmassen (AFTM) des Aufwuchses im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]	67
Abb. 33:	Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC, % der Kontrolle). Berechnet mit der aschefreien Trockenmasse. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]	69
Abb. 34:	Chlorophyll a-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].....	70
Abb. 35:	Chlorophyll b-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].....	72
Abb. 36:	Lutein-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].....	73
Abb. 37:	Fucoxanthin-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].....	76
Abb. 38:	Vergleich des gemessenen Chlorophyll a-Gehalts im Periphyton mit dem aus den Markerpigmenten für Grünalgen und Kieselalgen vorhergesagtem Anteil (berechnet durch multiple lineare Regression) [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]	78

Abb. 39:	Anzahl der Würmer am Ende des Experimentes mit Fenoxycarb (Summe der Fließstrecken A + B) [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	79
Abb. 40:	Anzahl der Segmente von <i>L. variegatus</i> (N = 60) im Fenoxycarb-Experiment. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	80
Abb. 41:	Durchschnittliche Trockenmassen der Würmer (N = 60) im Fenoxycarb-Experiment. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	80
Abb. 42:	Anzahl der im Verlauf des Experimentes in den Fließbrinnen geschlüpften Imagines von <i>R. semicolorata</i> . [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	83
Abb. 43:	Anzahl der Imagines von <i>R. semicolorata</i> , die beim Schlupf die Exuvie nicht verlassen konnten. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	83
Abb. 44:	Augenabstand der in der Fließrinne gefundenen Imagines von <i>R. semicolorata</i> . Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	84
Abb. 45:	Anzahl der toten Larven von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Fließbrinnen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	85
Abb. 46:	Kopfkapselweite der in der Fließrinne gefundenen Larven von <i>R. semicolorata</i> . Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	85
Abb. 47:	Anzahl der Exuvien von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Fließbrinnen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	87
Abb. 48:	Kopfkapselweite der Exuvien von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in der Fließrinne gefunden wurden. Dargestellt ist der Median, der 50 %- Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	87
Abb. 49:	Anzahl der geschlüpften Imagines von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	88
Abb. 50:	Augenabstand der in den Expositionsgefäßen gefundenen Imagines von <i>R. semicolorata</i> . Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05 ; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	89
Abb. 51:	Anzahl der toten Larven von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	89
Abb. 52:	Kopfkapselweite der in den Expositionsgefäßen gefundenen Larven von <i>R. semicolorata</i> . Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	90
Abb. 53:	Anzahl der Exuvien von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen der Fließbrinnen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	91
Abb. 54:	Kopfkapselweite der Exuvien von <i>R. semicolorata</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	91

Abb. 55:	Anzahl der geschlüpften Imagines von <i>S. ignita</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	92
Abb. 56:	Anzahl der Imagines von <i>S. ignita</i> , die die Exuvien nicht verlassen konnten. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb].....	93
Abb. 57:	Augenabstand der in den Expositionsgefäßen gefundenen Imagines von <i>S. ignita</i> . [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	93
Abb. 58:	Anzahl der geschlüpften Imagines von <i>S. ignita</i> in den Expositionsgefäßen und Anzahl der Tiere, die Abnormalitäten am Abdomen (grau) aufwiesen. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	94
Abb. 59:	A: Vergleich der Abdomen von <i>S. ignita</i> nach der Imaginalhäutung bei Tieren aus der Kontrolle(oberes Tier) und aus der Fließrinne 50 (unteres Tier) Vergrößerung 32-fach. Pfeile weisen auf die Abnormalitäten hin. B: Abnormalitäten an 4 Segmenten des Abdomens nach der Imaginalhäutung von <i>S. ignita</i> in Fließrinne 50 (Vergrößerung 50-fach).	94
Abb. 60:	Anzahl der Exuvien von <i>S. ignita</i> , die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	96
Abb. 61:	Kopfkapselweite der im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefundenen Exuvien von <i>S. ignita</i> . Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 µg L ⁻¹ Fenoxycarb]	96
Abb. 62:	Verlauf der Bisphenol A -Konzentration im Wasser der Fließrinne 500. ↓: Applikation, ♦: Werte zur Berechnung der Effektivkonzentration.....	98
Abb. 63:	Ergebnisse der detaillierten Analyse von Bisphenol A im Wasser der Fließrinne 500 (Zeitpunkte t ₄₈₋₅₂ und t ₈₀₋₈₂ gemeinsam dargestellt). Durchgezogene Linie: Kinetik 1. Ordnung, Halbwertszeit 1 d. Weitere Erklärungen im Text.	98
Abb. 64:	Verlauf der Temperaturen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A]	101
Abb. 65:	Verlauf der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A].....	102
Abb. 66:	Verlauf der pH-Werte im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A]	103
Abb. 67:	Verlauf der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A]	105
Abb. 68:	Verlauf der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A].....	106
Abb. 69:	Verlauf der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A].....	107
Abb. 70:	Verlauf der Ammonium-N Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A]	109
Abb. 71:	Verlauf der orthoPhosphat-P-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A]	110
Abb. 72:	Verlauf der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A].....	111
Abb. 73:	Aschefreie Trockenmasse (AFTM) des Aufwuchses in den Fließrinnen im Verlauf des Experimentes (Mittelwert von jeweils 3 Tonkacheln). [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L ⁻¹ Bisphenol A]	114

Abb. 74:	Vergleich der Biomassen in den verschiedenen Fließbrinnen zu Beginn der Untersuchung $t_{2, t_{13}}$ und t_{26} (x-Achse logarithmisch dargestellt). [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]	116
Abb. 75:	Normierte aschefreie Trockenmasse des Aufwuchses in den Fließbrinnen im Verlauf des Experimentes (Startbiomasse 100 %). [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]	116
Abb. 76:	Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC, % der Kontrolle). A: Berechnet mit den gemessenen Werten der aschefreien Trockenmasse; B: mit der normierten aschefreien Trockenmasse. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A].....	117
Abb. 77:	Anzahl der Würmer (differenziert in vollständige und unvollständige Würmer) am Ende des Bisphenol A-Experimentes. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]	120
Abb. 78:	Anzahl der Segmente von Würmern aus dem Bisphenol A-Experiment. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie das Minimum und Maximum. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A].....	120
Abb. 79:	Trockenmassen pro Wurm im Bisphenol A-Experiment. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]	121
Abb. 80:	Strukturformel von Fenobucarb (CAS Nr. 3766-81-2, $\text{C}_{12}\text{H}_{17}\text{NO}_2$).....	123
Abb. 81:	Dynamik des Aufwuchses (als aschefreie Trockenmasse, AFTM) in den Kontrollen der 3 bisher durchgeführten Experimente. Tag 0 kennzeichnet jeweils den Zeitpunkt der Applikation der Substanzen.....	129

Tabellenverzeichnis:

Tab. 1:	Übersicht der den jeweiligen Mitarbeitern zugeordneten Aufgaben in den beiden Experimenten.....	5
Tab. 2:	Wasservolumina in den Fließbrinnen und die dazugehörigen Wasserstände im Fenoxycarb-Experiment.....	12
Tab. 3:	Wasservolumina in den Fließbrinnen und die dazugehörigen Wasserstände im Bisphenol A-Experiment [K: Kontrolle]	12
Tab. 4:	Angesetzte Stammlösung für die Applikation von Fenoxycarb in das Wasser der Fließbrinnen [K = Kontrolle]	19
Tab. 5:	Zuordnung der Art <i>Rhithrogena semicolorata</i> in die Saprobienklassen (x: xenosaprob, o: oligosaprob, β : beta-mesosaprob, α : alpha-mesosaprob, p: polysaprob, G: Indikationsgewicht, SI: Saprobienindex) (nach Moog et al., 1997)	31
Tab. 6:	Zuordnung der Art <i>Serratella ignita</i> in die Saprobienklassen (x: xenosaprob, o: oligosaprob, β : beta-mesosaprob, α : alpha-mesosaprob, p: polysaprob, G: Indikationsgewicht, SI: Saprobienindex) (nach Moog et al., 1997)	31
Tab. 7:	Zeitpunkt der Probenahme und die Nummer der jeweils entnommenen Kacheln	34
Tab. 8:	Zeitpunkt der Probenahme und die jeweils entnommenen Kacheln.....	35
Tab. 9:	Laufmittelgradient zur Trennung der Pigmente mittels HPLC.....	37
Tab. 10:	Koeffizienten für Fucoxanthin und Chlorophyll b, berechnet mit Multipler Linearer Regression, und weitere statistische Parameter (Stabw.= Standardabweichung).....	39
Tab. 11:	Vergleich des berechneten Verhältnisses von verschiedenen Markerpigmenten zu Chlorophyll a mit Literaturangaben.....	41
Tab. 12:	Konzentrationen von Fenoxycarb [$\mu\text{g L}^{-1}$] im Wasser der Fließbrinnen [nn = nicht nachweisbar, NWG: 0,5 ng L^{-1}].....	47
Tab. 13:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Temperaturen des Wassers in den Fließbrinnen [$^{\circ}\text{C}$]	51
Tab. 14:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}]	52
Tab. 15:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der pH-Werte im Wasser in den Fließbrinnen	53
Tab. 16:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen [$\mu\text{S cm}^{-1}$]	55
Tab. 17:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,02 mg L^{-1})	56
Tab. 18:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,002 mg L^{-1})	57
Tab. 19:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Ammonium-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,01 mg L^{-1}).....	59
Tab. 20:	Zugegebene Phosphatmenge zum Wasser der einzelnen Fließbrinnen im Fenoxycarb-Experiment.....	60
Tab. 21:	Zugegebene Silikatmenge zum Wasser der einzelnen Fließbrinnen im Fenoxycarb-Experiment.....	62
Tab. 22:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Silikat-Si-Konzentrationen im Wassers in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,01 mg L^{-1}) ...	63
Tab. 23:	Zusammenstellung der Mediane, minimalen und maximalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen (nn = nicht nachweisbar, NWG siehe Kap. 2.1.4).....	64
Tab. 24:	Übersicht über wichtige Trockenmasse-Parameter des Aufwuchses im Verlauf des Fenoxycarb-Experimentes	66

Tab. 25:	Übersicht über wichtige aschefreien Trockenmasse-Parameter des Aufwuchses im Verlauf des Fenoxycarb-Experimentes.....	68
Tab. 26:	Prozentualer Wiederfund der in die Fließbrinnen eingesetzten <i>R. semicolorata</i> ...	86
Tab. 27:	Mittlere Schlupfzeit (EmT ₅₀) und Zeitspanne, in der 95 % der Larven emergierten	86
Tab. 28:	Prozentualer Wiederfund der in die Expositionsgefäße eingesetzten <i>R. semicolorata</i>	90
Tab. 29:	Prozentualer Wiederfund der in die Expositionsgefäße eingesetzten <i>S. ignita</i>	95
Tab. 30:	Mittlere Schlupfzeit (EmT ₅₀) und Zeitspanne, in der 95 % der Larven emergierten	95
Tab. 31:	Ergebnisse der ersten Analysen von Bisphenol A (10 min nach Applikation), Anzahl der Applikationen im Verlauf des Experimentes und Gesamtmenge an Bisphenol A.	97
Tab. 32:	DT ₅₀ -Werte [d] für die Abnahme von Bisphenol A während des Experimentes.	99
Tab. 33:	Nominal- und Effektiv-Konzentrationen von Bisphenol A im Fließbrinnen-Experiment.....	100
Tab. 34:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Temperaturen des Wassers in den Fließbrinnen [°C]	102
Tab. 35:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L ⁻¹]	103
Tab. 36:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der pH-Werte im Wasser in den Fließbrinnen.	104
Tab. 37:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen [µS cm ⁻¹].....	105
Tab. 38:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L ⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,02 mg L ⁻¹).	106
Tab. 39:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L ⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,002 mg L ⁻¹)	108
Tab. 40:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Ammonium-N-Konzentrationen des Wassers in den Fließbrinnen [mg L ⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,01 mg L ⁻¹).	109
Tab. 41:	Zugegebene Phosphatmenge zum Wasser der einzelnen Fließbrinnen im Bisphenol A-Experiment	110
Tab. 42:	Zugegebene Silikatmenge zum Wasser der einzelnen Fließbrinnen im Bisphenol A-Experiment.....	112
Tab. 43:	Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L ⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,01 mg L ⁻¹)	112
Tab. 44:	Zusammenstellung der Mediane, minimalen/maximalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen (nn = nicht nachweisbar, NWG siehe Kap. 2.1.4).....	113
Tab. 45:	Übersicht über wichtige Aufwuchsparameter im Verlauf des Bisphenol A-Experimentes.....	115
Tab. 46:	Effekt-Konzentrationen [µg L ⁻¹] von Bisphenol A auf Aufwuchs. Weitere Erläuterungen im Text.	118
Tab. 47:	Effektkonzentrationen [µg L ⁻¹] von Bisphenol A für Algen und Aufwuchs.....	118
Tab. 48:	Daten zur ökotoxikologischen Wirkung von Fenoxycarb.....	125
Tab. 49:	Daten zur ökotoxikologischen Wirkung von Bisphenol A	127
Tab. 50:	Vergleich der zugegebenen Nährstoffmenge mit dem Biomasse-Maximum in den drei Experimenten	129

1 Einleitung

Schutzziel in der Ökotoxikologie ist die Population. Mit den Ergebnissen aus Tests mit Einzelarten, bei denen die akute Toxizität (z. B. die Mortalität) erfasst wird, kann jedoch keine Aussage über Effekte auf Populationsebene gemacht werden. Mit Tests, die populationsrelevante Endpunkte wie z. B. die Reproduktionsleistung bei einer längerfristigeren Exposition untersuchen, können Effekte auf die Population bewertet werden.

Für die Extrapolation auf eine „sichere“ Konzentration (PNEC), bei der in der Umwelt keine negativen Effekte zu erwarten sind, werden bei Industriechemikalien Sicherheitsfaktoren („Assessmentfactors“) in unterschiedlicher Höhe verwendet. Nach dem TGD (Technical Guidance Document; European Union, 2003) wird, wenn drei akute Daten (LC/EC₅₀) zur Toxizität auf drei verschiedene trophische Ebenen (meist: Fisch, Daphnie und Algen) vorliegen, zur Ableitung einer PNEC ein Sicherheitsfaktor von 1000 verwendet. Bei drei chronischen NOECs wird ein Sicherheitsfaktor von 10 verwendet.

Bei dieser Vorgehensweise können, basierend auf den Ergebnissen von Einzelarten-Tests, andere wie z. B. indirekte oder ökosystemare Effekte nicht erfasst werden (Cairns, 1983, 1985; Preston, 2002). Auch die Einflüsse auf mögliche Interaktionen zwischen den verschiedenen Gliedern bzw. Ebenen einer Lebensgemeinschaft können mit diesen Tests nicht erfasst werden (Lampert, 1992).

In Meso- bzw. Mikrokosmosstudien können diese Effekte untersucht werden. Sie werden eingesetzt um die aus Einzelarten-Tests abgeleiteten „sicheren“ Konzentration zu überprüfen und um Effekte auf ökosystemarer Ebene zu erfassen (Bowling et al., 1990; Liber et al., 1992). Darüber hinaus können in solchen Tests Daten zur Exposition und zum Verhalten von Umweltchemikalien erhoben werden bzw. Vorhersagen hierzu verifiziert werden (Crossland & La Point, 1992).

Im Gegensatz zu den Tests mit Einzelarten, für die es international anerkannte Prüfrichtlinien von der OECD gibt (z. B. für den Algentest die OECD-Guideline 201, 1984), liegen für Mesokosmen-Untersuchungen nur Empfehlungen (Campbell et al., 1999; Crossland et al., 1992) oder erste Richtlinienentwürfe (OECD, 1996) vor. Gegenüber Untersuchungen im Freiland bieten Mesokosmen im Labor den Vorteil, dass die Randbedingungen konstant gehalten werden können (Lamberti & Steinman, 1986).

Die Relevanz der Ergebnisse aus Meso- und Mikro-kosmen bezüglich der Extrapolation auf Lebensgemeinschaften oder Ökosysteme ist in der klassischen Ökologie kontrovers diskutiert worden (Carpenter, 1999; Drenner & Mazuzumber, 1999; Huston, 1999; Pace, 2001). Die wichtigsten Kritikpunkte sind, dass die Größe des Mesokosmos und die Experimentdauer das Ergebnis beeinflussen können (räumliche und zeitliche Skalen), sowie dass in Mesokosmen Komponenten und Interaktionen fehlen können, deren Bedeutungen für das Ökosystem bisher unterschätzt wurden bzw. unbekannt sind.

Mesokosmen werden hauptsächlich bei der Zulassung von Pflanzenschutzmitteln eingesetzt (Boxall et al., 2002; Fairchild & Sappington, 2002; Møhlenberg et al., 2001). Von verschiedenen europäischen Behörden wird diese Art von Untersuchungen für die Risikobewertung von Pflanzenschutzmitteln in einem abgestuften Verfahren (tiered approach) als sogenanntes „higher tier“ gefordert (Crane, 1997; European Union, 1991, 1997). Neben der Verwendung zur Prüfung von Einzelstoffen werden Mesokosmen auch zur Bewertung der Auswirkungen von komplexen Einleitungen eingesetzt (Culp et al., 2000; Dube et al., 2002) und können darüber hinaus auch zur Ableitung von Gewässergütekriterien eingesetzt werden (Palmer & Goetsch, 1997).

Standgewässer-Mesokosmen waren die bevorzugten Modelle für solche Untersuchungen, während Fließgewässer-Mesokosmen erst in jüngerer Zeit eingesetzt werden. Fließgewässer-Organismen sind jedoch durch Oberflächenabfluss (run-off) oder durch Einleitungen von Kläranlagen häufig unmittelbar Belastungen mit Umweltchemikalien ausgesetzt.

Fließgewässer-Mesokosmen können in verschiedenen Varianten realisiert werden. An einem natürlichen Fließgewässer können sie als by-pass angelegt werden und die chemisch-physikalischen Wasserparameter zeigen so die gleiche zeitliche Dynamik wie im Fließgewässer. Bei Durchflusssystemen, die aus Quellen oder Leitungswasser gespeist werden, sind diese Parameter besser zu kontrollieren. In geschlossenen Systemen wird das Wasser im Kreis geführt, d. h. es findet keine Erneuerung statt. Hier wird beim so genannten Rennbahn-Typ das Wasser von Paddeln in einer Ebene bewegt, beim Gravitations-Typ wird der Wasserstand durch eine Pumpe an einer Stelle erhöht und fließt dann durch eine Rinne zur Pumpe zurück.

Bei einem by-pass stellt sich durch die Besiedlungsmöglichkeit aus dem Fließgewässer eine komplexe Lebensgemeinschaft ein; die jedoch schwer zu kontrollieren und zu reproduzieren

ist. In solchen komplexen Lebensgemeinschaften ist die kausale Analyse des Einflusses von Chemikalien oft schwierig. Auch bei Durchfluss- bzw. geschlossenen Systemen besteht ebenfalls die Möglichkeit, dass sich durch die Art der Besiedlung z. B. mit Sediment aus einem Fließgewässer eine komplexe Lebensgemeinschaft einstellt.

An der TU Dresden sind Fließbrinnen vom Gravitations-Typ entwickelt worden, um Effekte von Umweltchemikalien auf Fließgewässerorganismen zu untersuchen (Jungmann et al., 2001a, d). Um den Einfluss der Umweltchemikalien besser kausal analysieren zu können, wird bei den hier verwendeten Mesokosmen die Komplexität bewusst reduziert. Durch den Einsatz von definierten Populationen mit bekannten Strukturen ist dann die Kausalanalyse der beobachteten Effekte besser möglich. Durch die Verwendung dieses „Baukasten-Systems“ können die Fließbrinnen auch gezielt eingesetzt werden, um bestimmte Endpunkte zu erfassen und damit die spezifischen Wirkmechanismen zu berücksichtigen.

Die in die Fließbrinnen eingesetzte Lebensgemeinschaft ist in Abb. 1 schematisch dargestellt. Die Lebensgemeinschaft bestand bisher aus *Gammarus fossarum*, *Lumbriculus variegatus*, detritivoren Mikroorganismen und Aufwuchs.

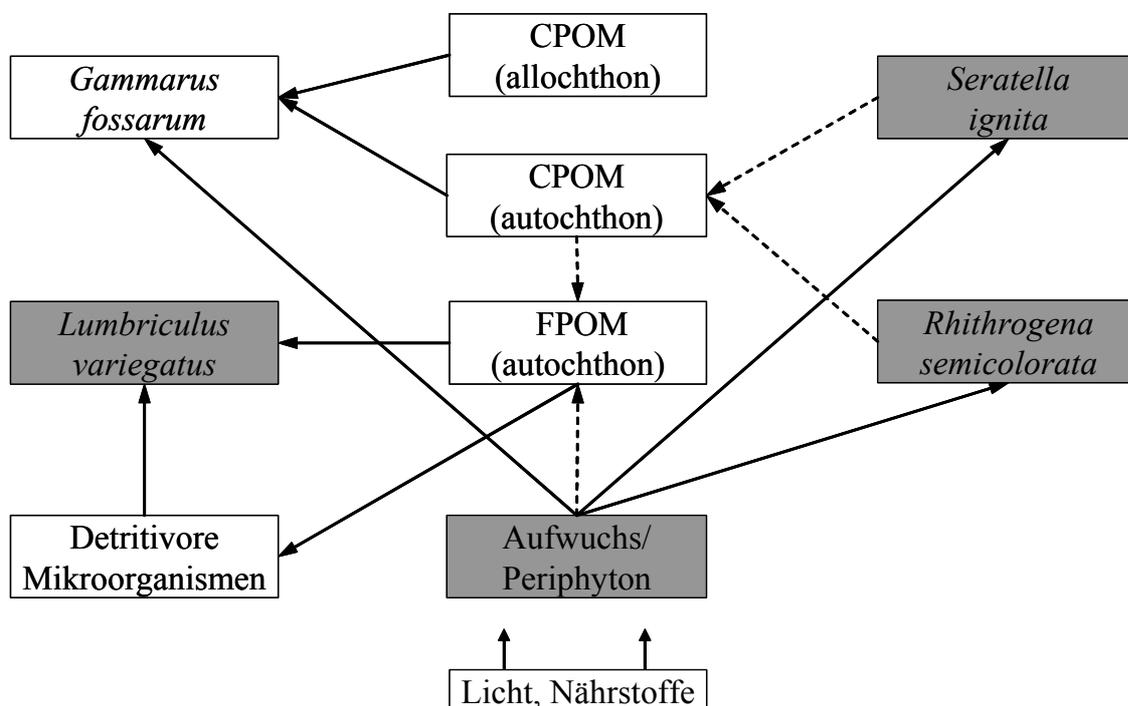


Abb. 1: Schematische Darstellung der Lebensgemeinschaft in den Fließbrinnen (verändert nach Jungmann et al., 2001b), weitere Erläuterungen im Text

Weiterhin wurden Erlenblätter als grob partikuläres organisches Material (CPOM) und Nährstoffe dazu gegeben. Als Grazer des Aufwuchses sollten Eintagsfliegen-Larven mit aufgenommen werden. Grau unterlegt sind die Glieder im Nahrungsnetz, die im Rahmen der vorliegenden Arbeit untersucht wurden.

Die schwarzen Pfeile kennzeichnen direkte Beziehungen, z. B. ist der Aufwuchs Nahrungsquelle für die Eintagsfliegen-Larven und auch für die Gammariden. Die gestrichelten Pfeile stellen indirekte Beziehungen dar, z. B. bildet sich durch Ablösung des Aufwuchses feinputikuläres organisches Material (FPOM), das dann wiederum die Nahrungsgrundlage für die Oligochaeten bildet.

Ziel der Arbeit war in einem ersten Schritt die Erweiterung des Nahrungsnetzes um Grazer (Eintagsfliegen-Larven) und die weitere Optimierung der Methode zur Bestimmung des Aufwuchses (Periphyton). Danach wurden die Methoden in 2 Experimenten mit einem Pflanzenschutzmittel und einer Industriechemikalie eingesetzt, um die Effekte dieser Chemikalien in den Fließbrinnen auf den Aufwuchs, die Eintagsfliegen-Larven und die Oligochaeten zu erfassen. Abschließend werden die Ergebnisse der drei bisher durchgeführten Experimente verglichen und Schlussfolgerungen für weitere Untersuchungen abgeleitet.

2 Material und Methoden

Die praktischen Arbeiten wurden im Rahmen von zwei Forschungsvorhaben des Umweltbundesamtes (UFO-Plan Ref. Nr. 295 63 075 und 299 65 221/05) durchgeführt, in denen auch weitere Mitarbeiter Untersuchungen durchführten. Eine Übersicht über die von den verschiedenen Mitarbeitern durchgeführten Arbeiten sind in Tab. 1 dargestellt.

Tab. 1: Übersicht der den jeweiligen Mitarbeitern zugeordneten Aufgaben in den beiden Experimenten.

Methodenentwicklung + Analyse	Fenoxycarb	Bisphenol A
Aufwuchs	Licht	Licht
Eintagsfliegen-Larven	Licht	nicht untersucht
<i>Lumbriculus variegatus</i>	Radke	Licht
<i>Gammarus fossarum</i>	Schmidt	Ladewig
Analytik der Prüfsubstanzen	Ludwichowski	Ludwichowski
Chem.-phys. Parameter	Hartmann + vers. Projekt-Mitarbeiter	Ladewig + vers. Projekt-Mitarbeiter

Alle Rohdaten der durchgeführten Untersuchungen können der als Anhang beigefügten CD entnommen werden.

2.1 Fließbrinnen

Um die chemisch-physikalischen Randbedingungen von Fließgewässern simulieren zu können, sind am Institut für Hydrobiologie 5 Fließbrinnen in einem Gewächshaus vorhanden. In diesen Fließbrinnen sollen die Auswirkungen von Umweltchemikalien auf Populationen von Fließgewässerorganismen untersucht werden (Jungmann et al., 2001a, d). Eine technische Zeichnung einer Fließrinne mit allen wesentlichen Komponenten sind in Abb. 2 schematisch dargestellt.

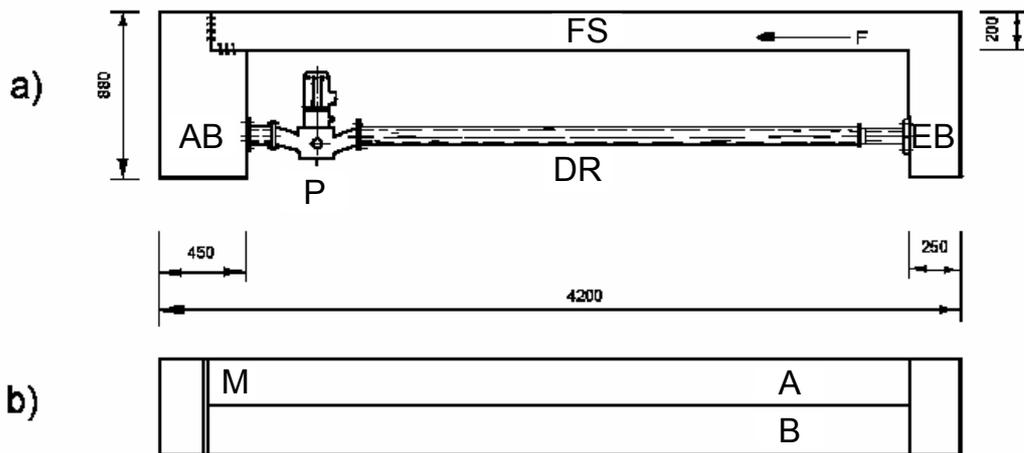


Abb. 2: Technische Zeichnung der Fließrinne. a) Seitenansicht: P: Pumpe; AB: Auffangbecken; EB: Einströmbecken; DR: doppelt ummanteltes Rohr; FS: Fließstrecke. b) Aufsicht: Fließstrecken (A,B) einer Fließrinne; M: Absperrgitter zur Trennung der Fließstrecke vom Auffangbecken (verändert nach Schmidt, 1997).

2.1.1 Technische Daten

Die Fließrinnen sind aus Edelstahl gefertigt. Die vom Wasser durchflossene Strecke hat eine Länge von 3700 mm, eine Breite von 500 mm und eine Höhe von 200 mm. Sie kann durch einen Einsatz in zwei separate Fließstrecken von 250 mm Breite geteilt werden. Das Auffangbecken ist durch ein Rohr (\varnothing 100 mm) mit dem Einströmbecken verbunden. Durch eine zwischengeschaltete Pumpe ($\text{max. } 10 \text{ L sec}^{-1}$) wird das Wasser aus dem Auffangbecken in das Einströmbecken gepumpt. Durch den Anstieg des Wasserstandes im Einströmbecken “fällt” das Wasser über die Fließstrecke zurück in das Auffangbecken. Die Fließstrecke ist durch eine Edelstahl-Gaze ($250 \mu\text{m}$) vom Auffangbecken abgesperrt, so dass Organismen, die größer als $250 \mu\text{m}$ sind, nicht in den Pumpenbereich gelangen können. Die Drehzahl der Pumpen und damit die Fließgeschwindigkeit ($\text{maximal } 0,5 \text{ m sec}^{-1}$) werden mittels Frequenzumrichter eingestellt. Die Kühlung erfolgt mit einer Kältemaschine, so dass eine konstante Temperatur von $15 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ eingestellt werden kann (bei einer Umgebungstemperatur $> 15 \text{ }^\circ\text{C}$).

In Abb. 3 ist die Anordnung der fünf Fließrinnen im Gewächshaus zu sehen. Die Längsausrichtung ist Nord-Süd und die Blickrichtung ist stromaufwärts. Die Bezeichnung der Fließrinnen erfolgt von links nach rechts mittels römischer Ziffern I bis V.



Abb. 3: Blick in das Gewächshaus auf die fünf Fließbrinnen. Blickrichtung ist stromaufwärts (Süden) und die Fließbrinnen werden von links nach rechts mit römischen Ziffern I bis V bezeichnet. (Foto: D. Jungmann)

Eine Ausschnittsvergrößerung der Fließrinne II ist in Abb. 4 dargestellt. Im unteren Bereich des Bildes sieht man die Absperrung aus Edelstahl-Gaze (250 μm). In der Mitte stehen 4 Expositionsgefäße in der Fließrinne. Im oberen Bereich strömt das Wasser ein.



Abb. 4: Blick stromaufwärts auf die Fließrinne II. Weitere Erläuterungen sind im Text dargestellt. (Foto: D. Jungmann)

Ein Expositionsgefäß (siehe Jungmann et al., 2001d für weitere Details), das für die Untersuchung von verschiedenen Organismen in den Fließrinnen eingesetzt wurde, ist in Abb. 5 dargestellt. Die Expositionsgefäße, in denen die Eintagsfliegen-Larven untersucht wurden, waren mit einer Polyester-Gaze (Maschenweite 1 mm) abgedeckt.

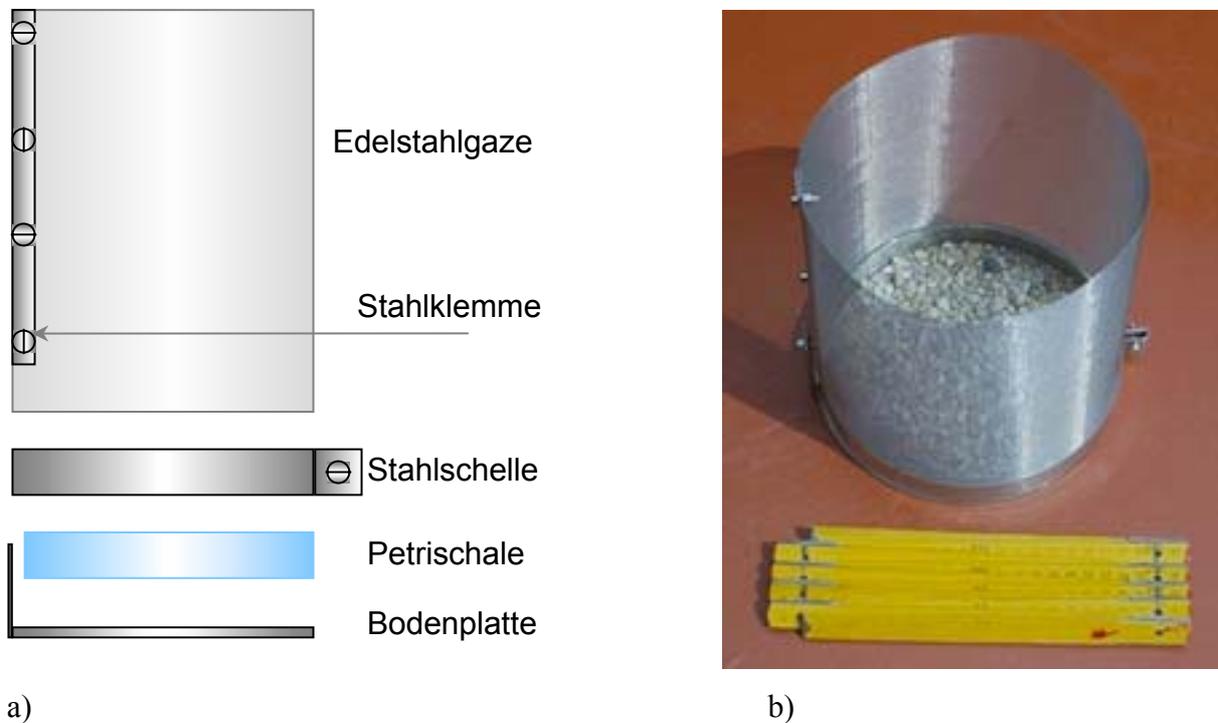


Abb. 5: Expositionsgefäß (a: schematischer Aufbau, b: Foto), das für verschiedene Untersuchungen in den Fließrinnen eingesetzt wurde. (Foto: J. Schmidt)

Strömungsberuhigte Zonen wurden geschaffen indem offene Kästen mit Silikon an den Wänden der Fließrinnen befestigt wurden (siehe Abb. 7). Die Kästen waren aus V2A-Stahl und hatten folgende Abmessungen: Fläche = 240 mm², Länge = 200 mm, Breite = 120 mm, Höhe = 120 mm. Pro Fließstrecke wurde je ein Kasten eingebracht bzw. 2 je Fließrinne. Die Kästen wurden mit Sediment gefüllt.

2.1.2 Sediment

Das Sediment in den Korngrößen 2-8 mm (75 %), 8-16 mm (25 %) bzw. 2-8 mm (46 %), 8-16 mm (31 %) und 16-32 mm (23 %) wurde vom Kieswerk Ottendorf-Okrilla GmbH & Co. KG bezogen und mit Leitungswasser gewaschen, bevor es in die Fließrinne eingebracht wurde. Die Schichtdicke betrug etwa 2 cm. In Abb. 6 ist die Verteilung des Sedimentes schematisch dargestellt.



Abb. 6: Schematische Darstellung der Verteilung des Sedimentes. AB: Auffangbecken, EB: Einströmbecken, I: Sediment der Größenklasse \varnothing 8-16 mm, II: Sediment der Größenklassen \varnothing 2-8 mm (46%), \varnothing 8-16 mm (31 %) und \varnothing 16-32 mm (23%), frei: kein Sediment.

Im Experiment mit Fenoxycarb wurde in die strömungsberuhigten Zonen aufgearbeitetes Sediment aus der Lockwitzbach (siehe Brust, 1998) gefüllt. Die prozentuale Korngrößenverteilung betrug ca.: 23 % > 2000 μm , 46 % > 1000 μm und 31 % < 1000 μm . Die Einteilung der Korngrößen erfolgte nach Müller (1964) und wurde mit Hilfe von modifizierten Prüfsieben durchgeführt.

Im Experiment mit Bisphenol A wurde in die strömungsberuhigten Zonen grobkörnigeres Sediment (66 % Korngrößen 2-8 mm und 34 % 8-16 mm) gefüllt.

2.1.3 Versuchsaufbau in den Fließrinnen

In Abb. 7 ist der Aufbau der Fließrinnen für das Experiment mit Fenoxycarb dargestellt. In diesem Experiment war die Fließrinne in zwei Fließstrecken (a und b) geteilt. In zwei Expositionsgefäßen, die mit einer Polyester-Gaze (Maschenweite 1 mm) wurden die Eintagsfliegen-Larven untersucht. Die Tonkacheln dienten als künstliche Substrate für die Bestimmung des Aufwuchses. Alle anderen Geräte (MTT = multi tube trap, Expositionsgefäß) dienten zur Untersuchung der Populationsentwicklung von *G. fossarum* (Ergebnisse siehe Schmidt, 2003).

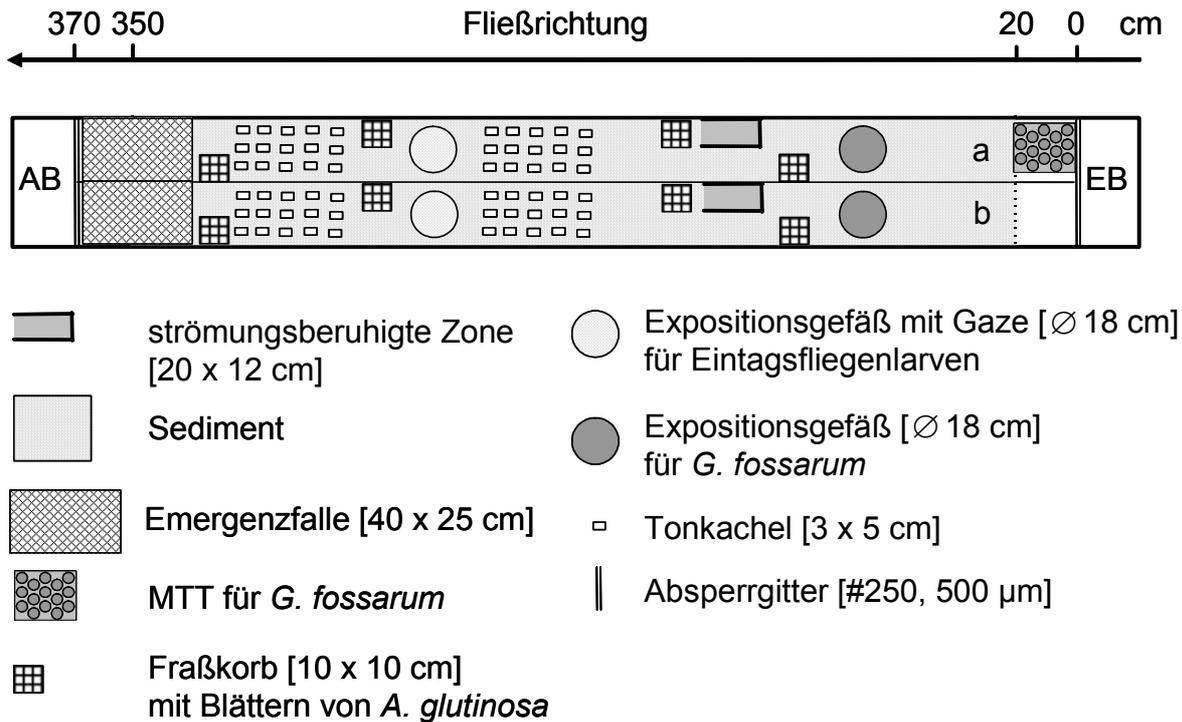


Abb. 7: Aufbau der Fließrinnen während des Experimentes mit Fenoxycarb. AB: Auffangbecken, EB: Einströmbecken, a, b: Fließstrecke a bzw. b

Die Emergenzfalle hatte eine dreieckige Form (Abb. 8). Sie wurde aus 1 x 1 cm breiten Holzplatten gefertigt, die mit einer Polyester-Gaze (Maschenweite: 1 mm) bespannt war.

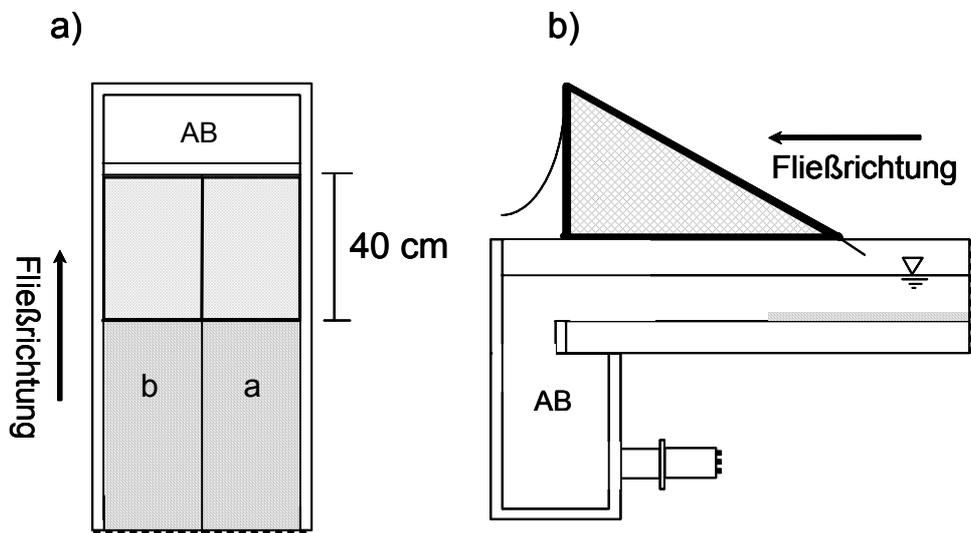


Abb. 8: Emergenzfalle in der Fließrinne vor dem Ausströmbecken (AB). a) Aufsicht, b) Seitenansicht. Es ist jeweils nur ein Ausschnitt der Fließrinne dargestellt.

Der Aufbau wurde im Bisphenol A-Experiment verändert und ist in Abb. 9 dargestellt. Es wurde keine Unterteilung in Fließstrecken vorgenommen und die Expositionsgefäße wurden nur zur Untersuchung der Populationsentwicklung von *G. fossarum* eingesetzt (Ergebnisse

siehe Ladewig, 2004). Eintagsfliegen-Larven wurden in diesem Experiment nicht untersucht, da eine spezifische Wirkung von Bisphenol A nicht zu erwarten war. Die Tonkacheln dienten als künstliche Substrate für die Bestimmung des Aufwuchses.

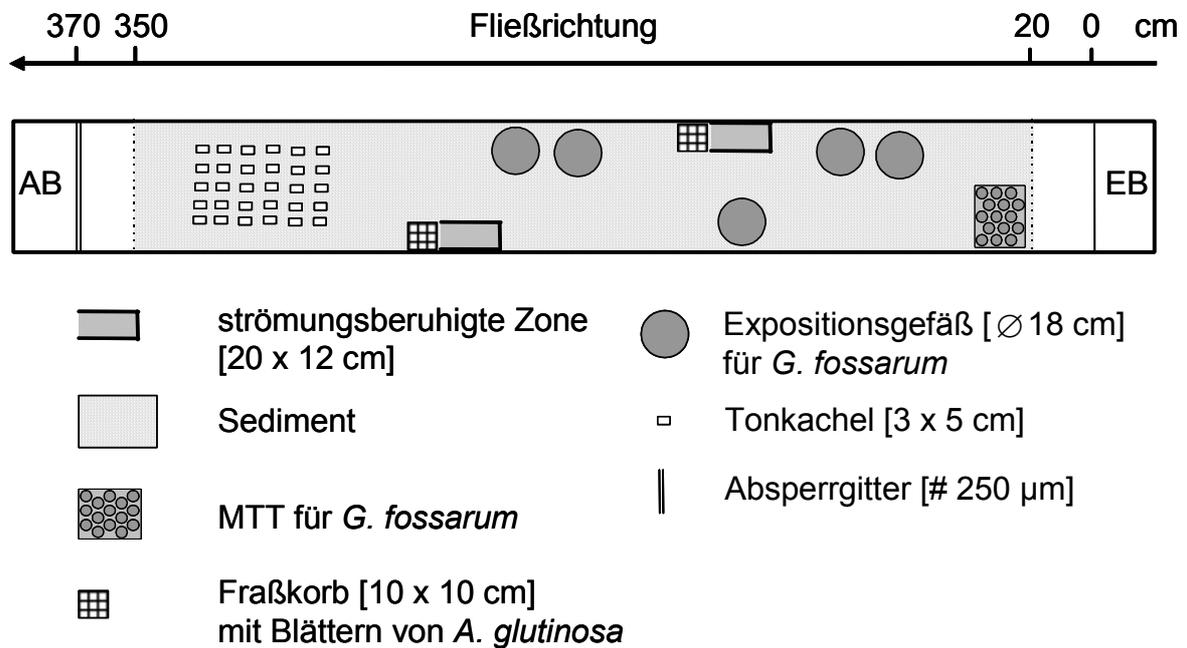


Abb. 9: Aufbau der Fließrinnen während des Experimentes mit Bisphenol A. AB: Auffangbecken, EB: Einströmbecken

2.1.4 Wasser und Nährstoffanalytik

Die Fließrinnen wurden mit über Aktivkohle gefiltertem Leitungswasser gefüllt. Im Experiment mit Bisphenol A wurden dem Leitungswasser zusätzlich die Bestandteile des Mediums nach Borgmann (1996) entsprechend den Wasservolumina zugegeben, da sich dieses Medium als für das Überleben von *G. fossarum* in der Zucht als besser geeignet erwiesen hat (Ladewig, 2004). Die genaue Bestimmung der Wassermenge erfolgte mittels einer Wasseruhr. Der Wasserstand wurde im weiteren Verlauf des Experimentes als Maß für die eingefüllte Wassermenge genutzt, um Verdunstungsverluste auszugleichen.

Die Wasservolumina und die resultierenden Wasserstände im Fenoxycarb-Experiment sind in Tab. 2 dargestellt.

Tab. 2: Wasservolumina in den Fließrinnen und die dazugehörigen Wasserstände im Fenoxycarb-Experiment

	Kontrolle	0,05*	0,5*	5*	50*
Wasservolumen [L]	467	457	433	435	464
Wasserstand [cm]	7,5	7,6	10	7,1	10

*: Bezeichnung der Fließrinne nach Nominal-Konzentrationen

In Tab. 3 sind die Wasservolumina und die resultierenden Wasserstände im Bisphenol A-Experiment dargestellt.

Tab. 3: Wasservolumina in den Fließrinnen und die dazugehörigen Wasserstände im Bisphenol A-Experiment [K: Kontrolle]

	K	5*	50*	500*
Wasservolumen [L]	502	495	497	471
Wasserstand [cm]	9,0	9,0	12,0	11,0

*: Bezeichnung der Fließrinne nach Nominal-Konzentrationen

Anschließend wurden die Pumpen eingeschaltet und mittels der Frequenzumrichter auf 590 Upm eingestellt. Diese Leistung erzeugt eine Fließgeschwindigkeit von etwa $0,2 \text{ m sec}^{-1}$. Die Wassertemperatur wurde mittels der Kühlung konstant auf $15 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ eingestellt.

Nach einem 24-stündigen Vorlauf zur Dechlorierung wurden die Nährstoffkonzentrationen im Wasser photometrisch mit Macherey-Nagel NANOCOLOR Schnelltests bestimmt. Die Angabe der Konzentrationen bezieht sich bei Nitrat, Nitrit und Ammonium auf Stickstoff (mg N L^{-1}), bei ortho-Phosphat auf Phosphor (mg P L^{-1}) und bei Silikat auf Silizium (mg Si L^{-1}). In Abhängigkeit der Nährstoffsituation während des Experimentes wurde durch Zugabe der entsprechenden Chemikalie eine Soll-Konzentration bestimmter Nährstoffe eingestellt. So wurde regelmäßig Phosphat ($\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$; Soll-Konzentration: $50 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$) Silikat ($\text{Na}_2\text{SiO}_3 \times 5\text{H}_2\text{O}$; Soll-Konzentration: $2,7 \text{ mg L}^{-1}$) sowie Nitrat (NaNO_3 ; Soll-Konzentration: $> 1 \text{ mg L}^{-1}$) zugegeben, damit eine ausreichende Nährstoffversorgung des

Periphytons gewährleistet war. Im weiteren Verlauf wurden diese Parameter alle 7 Tage bestimmt. Es gelten folgende Nachweisgrenzen (NWG): Nitrat: $0,02 \text{ mg L}^{-1}$; Nitrit: $0,002 \text{ mg L}^{-1}$; Ammonium: $0,01 \text{ mg L}^{-1}$; ortho-Phosphat: $0,005 \text{ mg L}^{-1}$ und Silikat: $0,01 \text{ mg L}^{-1}$.

Die Variablen Sauerstoff-Gehalt, -Sättigung, pH-Wert, Temperatur und Leitfähigkeit wurden jeden 3. Tag mit einem MultiLab P4 und entsprechenden Mess-Sonden (TriOximatic 300, Tetracon 96, pH-Elektrode E56, TFK 150, WTW, Weilheim, Germany) bestimmt.

2.2 Zeitlicher Ablauf der Experimente

Der zeitliche Ablauf bei den zwei Experimenten war jeweils in drei Phasen gegliedert (Abb. 10 + Abb. 12). In der ersten Phase (2 Tage) wurden die Fließstrecken der Fließbrinnen mit Sediment befüllt und anschließend Aktivkohle gefiltertes Leitungswasser dazugegeben. Der Betrieb der Fließbrinnen für 24 h stellt das Entweichen der zur Desinfektion des Trinkwassers zugesetzten Chlorverbindungen sicher. In der anschließenden Phase wurden die verschiedenen Organismen in die Fließbrinnen eingesetzt. Zeitangaben zu dieser Phase erfolgen durch negative Ziffern und kennzeichnen die Zeit vor der Applikation. Der Zeitpunkt t_0 markiert die Applikation der Testsubstanz, die anschließende Phase entspricht der Expositionszeit und wird mit positiven Ziffern gekennzeichnet.

2.2.1 Fenoxycarb

In Abb. 10 ist der zeitliche Ablauf des Experimentes mit Fenoxycarb als Zeitstrahl dargestellt. Alle Zeitangaben innerhalb des Experimentes sind diesem Zeitstrahl zugeordnet.

Die Fließbrinnen wurden am 05.04.2000 mit Wasser befüllt, der Beginn des Experimentes war der 06.04.2000 und am 28.04.2000 wurde Fenoxycarb appliziert. Das Ende des Experimentes war der 07. bzw. 08.08.2000, da das Aussortieren der Organismen aus den Fließbrinnen insgesamt 2 Tage dauerte. Somit betrug die Expositionszeit 101 Tage und das gesamte Experiment dauerte 123 Tage. Die letzte Probenahme des Aufwuchses fand vor dem Aussortieren der Organismen am Tag 98 statt.

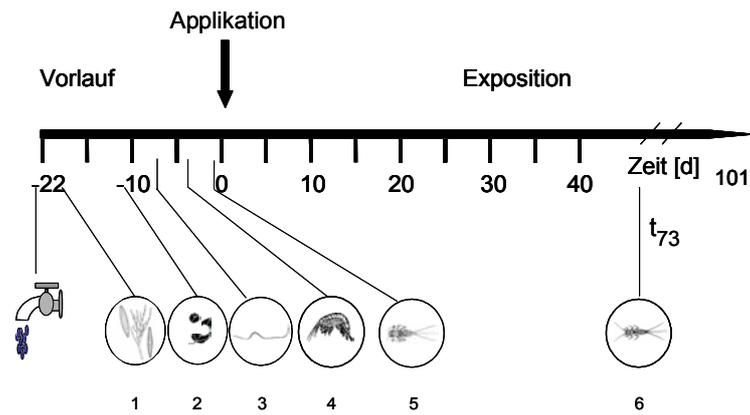


Abb. 10: Zeitlicher Ablauf des Experimentes mit Fenoxycarb. Negative Ziffern der Zeitangabe kennzeichnen den Zeitraum vor, positive den nach der Applikation von Fenoxycarb. t_0 : Applikation von Fenoxycarb. Die Piktogramme symbolisieren das Einsetzen der jeweiligen Organismen, 1: Aufwuchs; 3: *Lumbriculus variegatus*; 4: *Gammarus fossarum*, bzw. des Futters 2: Blätter der Erle *Alnus glutinosa*; 5: *Rhithrogena semicolorata*; 6: *Seratella ignita*.

In Abb. 11 ist der Aufbau der Fließrinnen im Gewächshaus als Aufsicht dargestellt. Die Zahlen beziehen sich auf die Nominal-Konzentration von Fenoxycarb im Wasser der Fließrinnen. Die Fließrinnen werden im Weiteren immer nach ihren Nominal-Konzentrationen, die zu Beginn des Experimentes eingestellt wurden, bezeichnet.

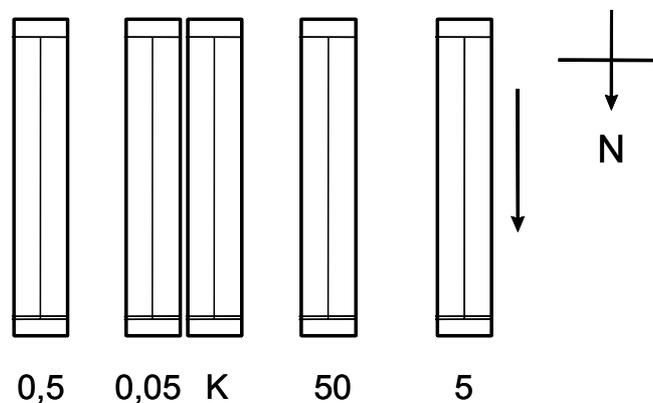


Abb. 11: Schematische Darstellung der Anordnung der Fließrinnen im Gewächshaus (Aufsicht). Die Zahlen kennzeichnen die Nominal-Konzentration von Fenoxycarb in $\mu\text{g L}^{-1}$ (K = Kontrolle), der Pfeil kennzeichnet die Fließrichtung des Wassers.

2.2.2 Bisphenol A

In Abb. 12 ist der zeitliche Ablauf des Experimentes mit Bisphenol A als Zeitstrahl dargestellt. Alle Zeitangaben innerhalb des Experimentes sind diesem Zeitstrahl zugeordnet.

Die Fließrinnen wurden am 03.05.2002 mit Wasser befüllt und am 24.05.2002 wurde Bisphenol A appliziert. Das Ende des Experimentes war der 03. bzw. 04.09.2002, da das Aussortieren der Organismen (*L. variegatus* und *G. fossarum*) aus den Fließrinnen insgesamt 2 Tage dauerte. Somit betrug die Expositionszeit 102 bzw. 103 Tage und das gesamte Experiment dauerte 123 bzw. 124 Tage. Die letzte Probenahme des Aufwuchses fand vor dem Aussortieren der Organismen am Tag 101 statt.

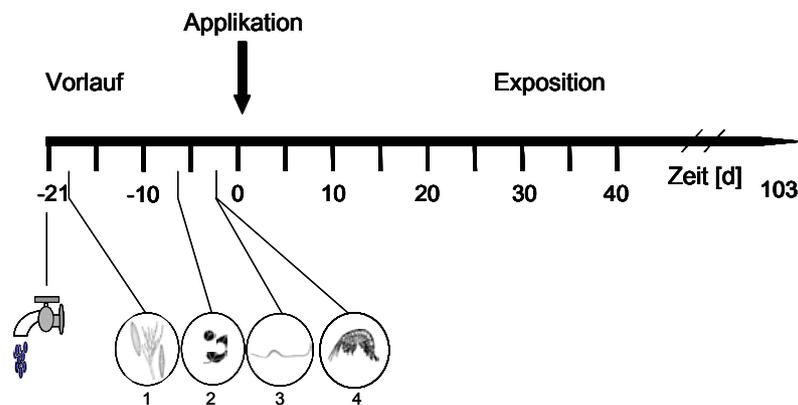


Abb. 12: Zeitlicher Ablauf des Experimentes mit Bisphenol A. Negative Ziffern der Zeitangabe kennzeichnen den Zeitraum vor, positive den nach der Applikation von Bisphenol A. t_0 : Applikation von Bisphenol A. Die Piktogramme symbolisieren das Einsetzen der jeweiligen Organismen, 1: Aufwuchs; 3: *Lumbriculus variegatus*; 4: *Gammarus fossarum*, bzw. des Futters 2: Blätter der Erle *Alnus glutinosa*.

In Abb. 13 ist der Aufbau der Fließrinnen im Gewächshaus als Aufsicht dargestellt. Die Zahlen beziehen sich auf die Nominal-Konzentration von Bisphenol A im Wasser der Fließrinnen. In diesem Experiment wurde eine Fließrinne zusätzlich bei einer Temperatur von $17 \pm 1 \text{ }^\circ\text{C}$ betrieben (K-17). Die Ergebnisse dieser Fließrinne werden nicht präsentiert, da in dieser Arbeit die Effekte von Umweltchemikalien im Mittelpunkt stehen. Die Fließrinnen werden im Weiteren immer nach ihren Nominal-Konzentrationen bezeichnet.

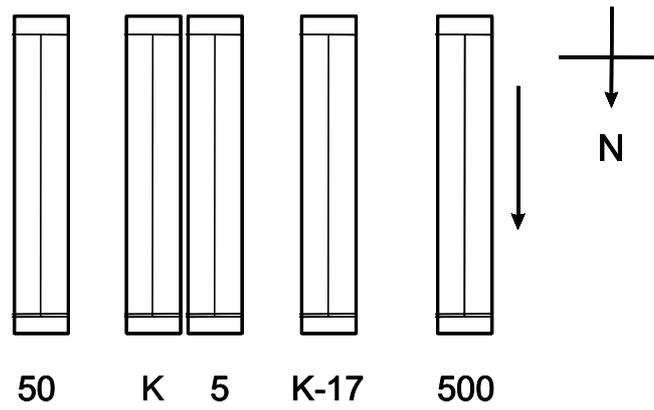


Abb. 13: Schematische Darstellung der Anordnung der Fließbinnen im Gewächshaus (Aufsicht). Die Zahlen kennzeichnen die Nominal-Konzentration von Bisphenol A in $\mu\text{g L}^{-1}$ (K = Kontrolle 15 °C; K-17 = Kontrolle 17 °C), der Pfeil kennzeichnet die Fließrichtung des Wassers.

2.3 Chemikalien (Prüfsubstanzen)

2.3.1 Fenoxycarb

2.3.1.1 Charakterisierung

Im Laufe der Zeit führte die Entwicklung der Pflanzenschutzmittel zu Chemikalien mit spezifischen Wirkmechanismen. Zu diesen Chemikalien gehört die Gruppe der Juvenilhormon Analoga (Dhadialla et al., 1998). Die Juvenilhormon-Analoga, die auch als Pestizide der dritten Generation bezeichnet werden (Grenier & Grenier, 1993; Kayser et al., 2001), treten in Wechselwirkung mit den natürlichen Hormonen bei der Entwicklung von Insekten (Sláma, 1995) und hemmen die Metamorphose zum adulten Insekt (Miyamoto et al., 1993). Die Häutung bei Insektenlarven wird durch einen kurzzeitig erhöhten Titer des Häutungshormones Ecdyson induziert. Dies sorgt in höheren Konzentrationen bei holometabolen Insektenlarven für die Häutung innerhalb der Larvalentwicklung. Wird eine bestimmte Konzentration unterschritten, kommt es zur Puppen- oder Imaginalhäutung. Durch Juvenilhormon-Analoga wird eine hormonelle Situation in den Organismen beibehalten, die „nur“ eine Larvalhäutung ermöglicht. Dadurch wird die Imaginalhäutung verzögert und die Insektenlarven überaltern oder sterben.

Eines dieser Juvenilhormon-Analoga ist Fenoxycarb (IUPAC-Name: Ethyl (2-(4-phenoxyphenoxy)ethyl)carbamate, CAS-Nr.: 72490-01-8) (van Lenteren, 1999). Neben der Wirkung als Juvenilhormon-Analoga ist auch eine ovizide Wirkung beschrieben (Charmillot et al., 2001; Bortolotti et al., 2000; Kayser et al., 2001). Fenoxycarb wird zur Bekämpfung von Flöhen, Mücken und Schaben eingesetzt (Extension Toxicology Network, 1996; Grenier & Grenier, 1993). Weiterhin wird es gegen Motten und saugende Insekten in gelagerten Produkten, sowie im integrierten Pflanzenschutz eingesetzt (Liu & Chen, 2001; Solomon & Fitzgerald, 1990; Valentine et al., 1996). In Europa wird es hauptsächlich zur Bekämpfung von Lepidoptera im Obst- und Weinbau eingesetzt (Tiemann, 2001; Syngenta AG, 2003).

Mit den Standard-Testsystemen in der aquatischen Ökotoxikologie (Fisch, Daphnie und Alge) können die spezifischen Effekte dieser Substanz nicht bewertet werden, da die spezifische

Wirkung in diesen Tests nicht erfasst werden kann. Für Fenoxycarb gibt es einige Daten zur Wirkung auf Insekten (speziell Diptera), da die Substanz auch zur Mücken- bzw. Malaria-Bekämpfung eingesetzt wird (Dorn et al., 1981; Miura & Takahashi, 1987; Mohsen & Zahyia, 1995; Mohsen & Al-Chalabi, 1989; Mulla et al., 1985; Schaefer et al., 1987; Walker & Edman, 1990). Bei vielen Untersuchungen mit Wachstumsregulatoren steht meist eher die Effektivität des eingesetzten Mittels im Vordergrund als die Bewertung von möglichen Effekten auf Nicht-Ziel-Organismen (Liber et al., 1996).

Die Substanz wurde freundlicherweise von der Novartis Crop Protection AG (Basel, CH; jetzt: Syngenta Crop Protection AG) zur Verfügung gestellt. Für die Experimente wurde technisches Fenoxycarb (Reinheit: 98 %) verwendet. Fenoxycarb wird unter dem Handelsnamen Insegar[®] mit einem Wirkstoffgehalt von 250 g kg⁻¹ verkauft (Syngenta AG, 2003). In Deutschland ist die Substanz für den Einsatz gegen verschiedene Wicklerarten in Kernobst und Pflaumen zugelassen (BVL, 2004). Im Jahr 2003 wurde das Pflanzenschutzmittel unter verschärften Auflagen erneut zugelassen (BVL, 2003). Eine der Auflagen ist die Durchführung eines Nachzulassungsmonitorings. In Abb. 14 ist die Strukturformel von Fenoxycarb dargestellt.

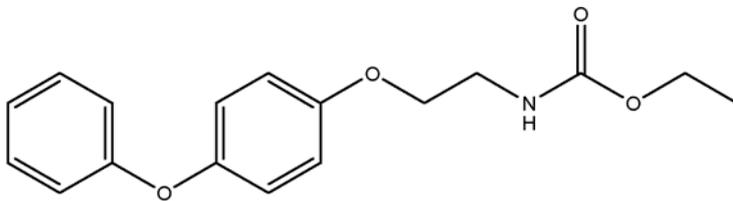


Abb. 14: Strukturformel von Fenoxycarb

Die nachfolgenden physiko-chemischen Daten stammen aus Tomlin (2000). Das Molekulargewicht von Fenoxycarb (C₁₇H₁₉NO₄) beträgt 301.30 g mol⁻¹. Die Wasserlöslichkeit beträgt 6 mg L⁻¹ bei 20 °C und der Schmelzpunkt 53 °C. Fenoxycarb ist bei pH 3 - 9 bis 50 °C hydrolysestabil. Die Substanz hat einen log K_{OW} von 4,3 und einen Dampfdruck von 7,8 x 10⁻³ mPa bei 20 °C. Die Henry-Konstante beträgt 4,6 x 10⁻⁵ Pa m³ mol⁻¹ und Sullivan (2000) gibt einen K_{OC} von 1500 an. Eine Berechnung des Verteilungsverhaltens im Gleichgewicht nach dem Mackay Level 1-Modell (Mackay Level 1, Vers. 2.11) mit den Kompartimentgrößen [m³] Luft: 1 x 10¹⁴, Wasser: 2 x 10¹¹, Sediment: 9 x 10⁰⁹, suspendiertes Sediment: 1 x 10⁰⁶ ergab folgende Verteilung: Wasser: 2,8 %, Sediment: 97,2 %, Luft: < 0,1 %.

2.3.1.2 Applikation und Analytik

In dem Experiment wurde die Wirkung von 4 verschiedenen Konzentrationen von Fenoxycarb auf die Lebensgemeinschaft in den Fließbrinnen untersucht. Diese Konzentrationen wurden aus der empfohlenen Aufwandmenge abgeleitet. Die verwendete Menge von Fenoxycarb (bezogen auf den Wirkstoff) beim Einsatz in oben genannten Kulturen beträgt 100 - 200 g ha⁻¹.

Berechnet man aus diesen Werten die Wirkstoffmenge, die bei einer unmittelbaren Anwendung auf die Oberfläche der Fließbrinnen (1,85 m²) aufgetragen würde, so entspricht das einer Menge von ca. 37 mg. Bei einem mittleren Wasservolumen von etwa 450 L, ergibt sich daraus eine Konzentration von ungefähr 80 µg L⁻¹. Diese Kalkulation führte zu der höchsten getesteten Konzentration (50 µg L⁻¹). Die weiteren Konzentrationen wurden jeweils um den Faktor 10 geringer gewählt. Ein solches Vorgehen wird auch von Crossland (1990) als geeignet für die Untersuchung von Pflanzenschutzmitteln angesehen, wobei die höchste Konzentration ein „worst-case scenario“ darstellt. Die Auswahl der Konzentrationen, insbesondere die Annahmen die zur höchsten Konzentration führten, sollen weder einen „spray-off“ noch einen „run-off“ simulieren. Es sollten lediglich der Konzentrationsbereich festgelegt werden, der einerseits hoch genug sein sollte, um deutliche Effekte zu erzielen und andererseits geringere Konzentrationen abdecken.

Um die jeweilige Konzentration im Wasser der Fließbrinnen zu erreichen, wurden folgende Stammlösungen mit Fenoxycarb (Reinheit: 98 %) angesetzt (Tab. 4).

Tab. 4: Angesetzte Stammlösung für die Applikation von Fenoxycarb in das Wasser der Fließbrinnen [K = Kontrolle]

	K	0,05	0,5	5	50
Wasservolumen [L]	467	457	433	435	464
Fenoxycarb [mg]	-	0,029	0,217	2,175	23,2
Wasser/Methanol [mL]	-	999 / 1	999 / 1	999 / 1	0 / 10
Weitere Zugabe Wasser/Methanol [mL]	1000 / 10	- / 9	- / 9	- / 9	999 / -

Da in der höchsten Konzentration die entsprechende Menge Fenoxycarb nicht in einem Liter Wasser gelöst werden konnte, wurde Fenoxycarb in 10 mL Methanol gelöst und dann tropfenweise direkt in das Wasser dieser Fließrinne appliziert. Für die anderen Stammlösungen wurde das Fenoxycarb zunächst in 1 mL Methanol gelöst und dann in einem 1000 mL Messkolben gegeben, der mit NANOpure-Wasser (18,2 M Ω , ca. 950 mL) gefüllt war. Dann wurde der Messkolben bis zum Eichstrich mit NANOpure-Wasser aufgefüllt. Die durch die Applikation bedingten Unterschiede, die in den Fließrinnen entstanden wären, wurden durch anschließende Zugabe der entsprechenden Lösungsmittelmengen, wie in Tab. 4 aufgeführt, ausgeglichen.

Die Konzentrationen von Fenoxycarb wurden eine Stunde nach Applikation und danach zum Zeitpunkt t_5 , t_{12} , t_{19} und t_{26} nach Anreicherung über Festphase mit GC/MS bestimmt. Die Nachweisgrenze dieser Methode lag bei 0,5 ng absolut, d.h. bei Anreicherung von einem Liter Wasser 0,5 ng L⁻¹ (Erfassungsgrenze: 5,4 ng L⁻¹, Bestimmungsgrenze: 16,8 ng L⁻¹). Die Methodenentwicklung und die Analytik der Substanz wurden von Kai-Uwe Ludwischowski durchgeführt. Weitere Details sind bei Jungmann et al. (2001c) zu finden.

Für die Analyse von Fenoxycarb im FPOM (Fine Particulate Organic Matter) wurde zum Zeitpunkt t_{69} mittels einer Glaspipette FPOM aus dem Sediment der Fließrinnen gewonnen und über gewogene Glasfaserfilter mit Hilfe einer DeWitt'schen Unterdruckapparatur filtriert. Die Filter wurden bei 50 °C getrocknet, anschließend nochmals gewogen, zerschnitten und 2-mal 1 Stunde unter Rühren mit 5 mL Methanol extrahiert. Anschließend wurden die Proben zentrifugiert, der Überstand unter Stickstoff (5.0) auf 200 μ L eingengt, und Fenoxycarb nach der gleichen Methode analysiert. Es gelten die oben angegebenen absoluten Nachweisgrenzen.

2.3.2 Bisphenol A

2.3.2.1 Charakterisierung

Bisphenol-A ist eine Industriechemikalie (IUPAC-Name: 2,2-bis(4-hydroxyphenyl)propane, CAS-Nr.: 80-05-7) und wird hauptsächlich als Zwischenprodukt in der Produktion von Polycarbonat und Epoxydharz (Staples et al., 1998, 2002) und andere Produkten (Howe et al.,

1998) eingesetzt. Die weltweite Produktionsmenge wird auf 2,5 Mio. t a⁻¹ geschätzt (Staples et al., 2002). In Europa liegt das Produktionsvolumen bei ca. 0,7 Mio. t a⁻¹ (European Commission, 2003).

Bisphenol A imitiert die natürlichen Östrogene (Dodds & Lawson, 1936; Ben-Jonathan & Steinmetz, 1998). Seine Östrogen-Aktivität und die Bindungsaffinität an den Östrogenrezeptor *in vitro* sind 1000- bis 5000-fach geringer als 17β-Estradiol oder Ethinylestradiol (Dodge et al., 1996; Routledge & Sumpter, 1996; Safe & Gaido, 1998; Sonnenschein et al., 1995; Steinmetz et al., 1997). Bisphenol A kann zu einer Zunahme des Prostata-Gewichtes in adulten Mäusen und anderen Veränderungen nach der Geburt (postpartum) führen, wie zum Beispiel leichte Erhöhung der Spermienproduktion, erhöhtes Körpergewicht der männlichen und weiblichen Nachkommen (prepubertal) und die Andeutung einer beschleunigten Pubertät bei weiblichen Nachwuchs (Nagel et al., 1997; vom Saal et al., 1998; Howdeshell et al., 1999; Howdeshell & vom Saal, 2000).

Eine umfassende Bewertung der Substanz wurde im Rahmen der EU Altstoffverordnung durchgeführt und es liegt ein EU Risk Assessment Report vor (European Commission, 2003). Für die aquatische Umwelt werden zwei PNEC_{aqua} (Predicted No Effect Concentration) angegeben. Unter Berücksichtigung von chronischen NOEC's (No Observed Effect Concentration) für Fisch, Daphnie und Algen, die von populationsrelevanten Endpunkten abgeleitet wurden, ergibt sich eine PNEC_{aqua} 1,6 µg L⁻¹. Weiterhin ist eine "conservative PNEC" mit 0,1 µg L⁻¹ angegeben. Sie wurde von „nicht Standard-Endpunkten“ abgeleitet, deren Relevanz für die Population bisher nicht belegt ist (in diesem Fall die Beeinträchtigung der Spermatogenese der F₀-Generation im kompletten Life Cycle-Test mit der Dickkopf-Elritze *Pimephales promelas*). Die Bewertung der möglichen endokrinen Effekte, z. B. bei Schnecken der Gattung *Marisa spec.* (Oehlmann et al., 2000; 2001; Schulte-Oehlmann et al., 2000) mit deutlich geringen Effekt-Werten, wird immer noch kontrovers diskutiert und hierzu sind weitere Untersuchungen gefordert bzw. werden zurzeit durchgeführt.

Aufgrund der chemisch-physikalischen Eigenschaften wird Bisphenol A hauptsächlich im Wasser gelöst in der aquatischen Umwelt vorkommen (Staples et al., 1998). Eine Berechnung des Verteilung im Gleichgewicht nach dem Mackay Level 1-Modell (Mackay Level 1, Vers. 2.11) unterstützt diese Aussage. Mit den Kompartimentgrößen [m³] Luft: 1 x 10¹⁴, Wasser: 2 x 10¹¹, Sediment: 9 x 10⁰⁹ und suspendiertes. Sediment: 1 x 10⁰⁶ ergab sich folgende Verteilung: Wasser: 97,9 %, Sediment: 1,9 %, Luft: < 0,1 %. Bisphenol A ist weit verbreitet

in der aquatischen Umwelt nachgewiesen, die Konzentrationen liegen aber zum größten Teil im unteren ng L^{-1} -Bereich (Belfroid et al., 2002; Ding & Wu, 2000; Hendriks et al., 1994; Japan Environment Agency, 2001; Kolpin et al., 2002; Larsson et al., 1999; Lee & Peart, 2000; Rudel et al., 1998; Staples et al., 2000; Suzuki et al., 2004). In deutschen Flüssen wurden in neueren Analysen (Ergebnisse von 1999 - 2001) ebenfalls Konzentrationen im unteren ng L^{-1} -Bereich (Maximal bis 780 ng L^{-1}) nachgewiesen (Bolz et al., 2001; Fromme et al., 2002; Heemken et al., 2001; Nagel et al., 2001; Stachel et al., 2002).

Bisphenol A (Reinheit: 97 %) wurde von Aldrich bezogen. In Abb. 15 ist die Strukturformel von Bisphenol A dargestellt.

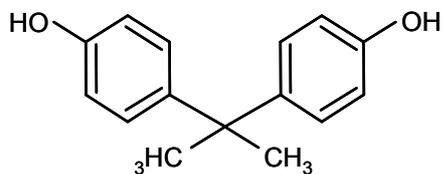


Abb. 15: Strukturformel von Bisphenol A

Die nachfolgenden physiko-chemischen Daten stammen aus dem EU Risk Assessment Report (European Commission, 2003). Das Molekulargewicht von Bisphenol A ($\text{C}_{15}\text{H}_{16}\text{O}_2$) beträgt $228.29 \text{ g mol}^{-1}$. Die Wasserlöslichkeit beträgt 300 mg L^{-1} bei Raumtemperatur und der Schmelzpunkt $155 \text{ }^\circ\text{C}$. Die Substanz hat einen $\log K_{\text{OW}}$ von 3,4 und einen Dampfdruck von $5,3 \times 10^{-9} \text{ kPa}$ bei $25 \text{ }^\circ\text{C}$. Die Henry-Konstante beträgt $4,03 \times 10^{-6} \text{ Pa m}^3 \text{ mol}^{-1}$ und der K_{OC} ist mit 715 angegeben.

2.3.2.2 Applikation und Analytik

Folgende Konzentrationen von Bisphenol A wurden im Experiment untersucht: 5, 50 und $500 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$. Für die Stammlösung von Bisphenol A wurden 400 mg Bisphenol A schrittweise mittels Ultraschall und Rühren (24 h) in 2 L Leitungswasser gelöst. In Abhängigkeit von der angestrebten Soll-Konzentration wurde das entsprechende Wasservolumen schrittweise in das Auffangbecken der jeweiligen Fließrinne gegeben.

Wenn die Bisphenol A-Konzentration 80% der Startkonzentration unterschritt, wurde die entsprechende Menge im Anschluss an die wöchentliche Analytik auf 100 % zugegeben.

Die Konzentration von Bisphenol A im Wasser der Fließrinne wurde regelmäßig mittels HPLC bestimmt. Die Methodenentwicklung und die Analytik der Substanz wurden von Kai-Uwe Ludwichowski durchgeführt. Weitere Details zur Methode sind bei Jungmann et al. (2004b) zu finden. Die Analytik der Ansätze mit $50 \mu\text{g L}^{-1}$ und $500 \mu\text{g L}^{-1}$ konnte ohne Anreicherung entsprechenden Wassers mittels HPLC erfolgen. Für die analytische Bestimmung des Bisphenol A im Wasser der Fließrinne 5 und den Kontrollen war eine Anreicherung von 30 mL Wasser mittels Festphasenextraktion (SPE) erforderlich. Die Nachweisgrenze betrug ohne Anreicherung: $2,82 \mu\text{g L}^{-1}$; und mit Anreicherung: $1 \mu\text{g L}^{-1}$.

2.4 Organismen

Im Gegensatz zur Lebensgemeinschaft in einem komplexen System, wie es sich beispielsweise durch das Einbringen von natürlichem Sediment einstellt und daher durch eine große Variabilität gekennzeichnet sein kann, sollte in den Fließbrinnen die Wirkung von Chemikalien auf eine „einfache“ Lebensgemeinschaft untersucht werden. Bei der Auswahl der Organismen waren deren Stellung in einer lotischen Lebensgemeinschaft sowie die Handhabbarkeit der Organismen wichtige Kriterien.

2.4.1 Aufwuchs

In Fließgewässern gibt es zwei Möglichkeiten, wie organische Substanzen als Nahrungsgrundlage für Konsumenten entstehen können (Schönborn, 1992). Der allochthone Eintrag ist das organische Material, das aus dem Einzugsgebiet in das Fließgewässer eingetragen wird (hauptsächlich durch Falllaub). Der autochthone Anteil wird im Gewässer selbst gebildet.

Im Gegensatz zum Begriff Aufwuchs, der die gesamte Biozönose umfasst (Ruttner, 1963), bezieht sich der Begriff Periphyton nur auf die Algengemeinschaft, die auf Oberflächen unterhalb des Wasserspiegels wächst (Wetzel, 2001). Diese komplexe Mischung von Algen und Bakterien ist von einer Polysaccharid-Matrix umgeben (Lock et al., 1984), die zur Stabilisierung des Aufwuchses beiträgt (Miller et al., 1996). Neben Bakterien (Sobczak, 1996) sind dies häufig Ciliaten, Copepoden und Nematoden (Meiofauna, < 1 mm) (Bott & Borchardt, 1999; Sleigh et al., 1992). Die Algengemeinschaft wird, gemäß der Definition von Aloi (1990) im Weiteren als Periphyton bezeichnet und die gesamte Biozönose als Aufwuchs.

Die trophische Ebene der Primärproduktion wird in kleineren Fließgewässern hauptsächlich durch Aufwuchsalgen (Periphyton) gebildet. Je nachdem auf welchem Substrat sie wachsen, unterscheidet man epilithische (auf Steinen), epiphythische (auf Pflanzen) und epipelische (auf Sediment) Algengemeinschaften. Der sich bildende Biofilm besteht aus autotrophen und mit zunehmender Schichtdicke des Bewuchses auch aus heterotrophen Organismen, da es durch die Erhöhung des Biofilms zu Selbstbeschattungs-Effekten kommt (Hill & Boston, 1991; Steinman & McIntire, 1987).

Benthische Algen wachsen hauptsächlich in einer äußeren, biologisch aktiven Schicht des Aufwuchses, während im Inneren des Aufwuchses abgestorbene bzw. metabolisch inaktive Algen und heterotrophe Prozesse dominieren (Muholland, 1996). Während bei einer Schichtdicke von $< 0,2$ mm noch ca. 90 % des Lichtes die Zellen an der Basis erreicht, sind es bei einer Schichtdicke von ca. 3 mm nur noch < 10 % (Johnson et al., 1997).

Periphyton wird auch als Bioindikator für die Bewertung der Belastungssituation in Gewässern genutzt (Hill et al., 2000; Lowe et al., 1996; McCornick & Cairns, 1997, Navarro et al., 2002). Im Gegensatz zu Makroinvertebraten (z. B. im Saprobiensystem), ist Periphyton unbeweglich und spiegelt daher besser die Situation an einem bestimmten Ort wider. Darüber hinaus können Effekte über kürzere Zeiträume integriert werden (Genter & Lehmann, 2000), da die meisten Arten Generationszeiten von 30 h bis 3 d haben (Minshall, 1988).

Die autotrophe Produktion stellt neben dem allochthonen Eintrag die Basis für das Nahrungsnetz in den Fließgewässern dar. Die jährliche Primärproduktion des Periphytons in Fließgewässern kann sehr unterschiedlich sein und liegt zwischen $20 - 800 \text{ g C m}^{-2} \text{ a}^{-1}$ (Guasch & Sabater, 1998). Bei einem Vergleich von unterschiedlichen Daten zur Primärproduktion in Flüssen, Seen und Ozeanen (für Phytoplankton wurde über die euphotische Zone integriert) stellten Morin et al. (1999) fest, dass die mittlere jährliche Chlorophyll a Konzentration für alle drei untersuchten Ökosysteme in der gleichen Größenordnung lag ($25,8 - 27,9 \text{ mg m}^{-2}$). Bei der Produktivität ($\text{mg C m}^{-2} \text{ d}^{-1}$) wurde bei Periphyton in Flüssen jedoch nur ca. die Hälfte der Werte aus Phytoplankton aus Seen und Ozeanen gefunden ($230 \text{ mg C m}^{-2} \text{ d}^{-1}$ zu $500 \text{ mg C m}^{-2} \text{ d}^{-1}$).

Der Energieeintrag aus autotropher Produktion ist besonders bei Fließgewässern mit geringer Beschattung von Bedeutung (Minshall, 1978; Zimmermann & Death, 2002). Im New River (North Carolina, USA) macht die Produktion durch das Periphyton 19,5 % des gesamten organischen Materials aus, aquatische Makrophyten 20,5 % und allochthoner Eintrag 60,4 % (Hill & Webster, 1982). Quantitativ ist der Anteil des Aufwuchses im Vergleich zum allochthonen Eintrag eher gering.

Im Vergleich zu allochthon eingetragenen Blattmaterial ist Periphyton aber eine qualitativ hochwertige Futterquelle für Konsumenten (Bilby & Bisson, 1992). Es ist reich an Lipiden und Proteinen (Cummins & Wuycheck, 1971; Naiman & Sedell, 1979). Bei Untersuchungen zur Eignung von Periphyton für den Einsatz in der Aquakultur wurde ein Proteingehalt

zwischen 25 - 38 % festgestellt (Azim et al., 2002). Der Gehalt an Lipiden lag bei ca. 8 %. Obwohl Algen nur 2 - 40 % der organischen Materials in Fließgewässern ausmachen, tragen sie zu 40 - 80 % zur jährlichen Makroinvertebraten-Produktion bei, wie McCutchan & Lewis (2002) bei der Untersuchung des Verhältnisses von stabilen Kohlenstoff- und Stickstoff-Isotopen in Bächen aus verschiedenen Höhenlagen der Rocky Mountains feststellten. Besonders der hohe Gehalt an ungesättigten Fettsäuren in benthischen Kieselalgen ist bei Grazern für die Synthese von körpereigenen Fettsäuren und Sterinen von Bedeutung (Steinman et al., 1987). Fädige Grünalgen sind im Vergleich zu Kieselalgen aufgrund des hohen Gehalts an Cellulose durch die dicken Zellwände von geringerer Futterqualität (Lamberti & Moore, 1984).

Die „Stabilität“ des Substrates ist eine wichtige Voraussetzung für die Entwicklung des Periphytons (Arnwine & Sparks, 2003). In natürlichen Bächen, mit variabler Strömung, ist Periphyton in vielen Fällen erst auf Steine mit einem Durchmesser ab 2 cm zu finden (Barbour et al, 1999).

Aufgrund der wichtigen Stellung des Aufwuchses in der Lebensgemeinschaft von Fließgewässern sollte seine Dynamik sowohl qualitativ als auch quantitativ erfasst werden. Als Parameter zur quantitativen Erfassung wurde die Trockenmasse bzw. aschefreie Trockenmasse als Maß für den Aufwuchs bzw. dessen organischen Anteils und die Chlorophyll a-Konzentration als Maß für das Periphyton bestimmt. Die qualitative Erfassung sollte über die Bestimmung der Pigmente im Periphyton erfolgen. Einige Pigmente sind nur bei bestimmten Algengruppen zu finden und können daher als Marker für das Vorkommen dieser Algengruppe im Periphyton dienen. Hierzu werden Chlorophyll a und die Pigmente (Xanthophylle) mit Hilfe der HPLC-Analytik quantifiziert.

Unter bestimmten Annahmen und Berechnungen lässt sich der prozentuale Anteil der bestimmten Algengruppen am Gesamt-Chlorophyll a berechnen. Bei einem Verfahren werden die Anteile aus dem Anteil der Markerpigmenten von Algen aus Laborkulturen berechnet (z. B. Wilhelm et al., 1995). In einem weiteren Verfahren werden mittels eines Algorithmus iterativ die Anteile der Markerpigmente für die jeweilige Algengruppe (ausgehend von einem Startparametersatz) für die Proben berechnet (CHEMTAX, Mackey et al., 1996). Und schließlich können auch mit Hilfe der Multiplen Regressions Analyse die Anteile der Algengruppen am Gesamtchlorophyll berechnet werden (Woitke et al., 1996). Da diese Methode auch bereits erfolgreich für Periphyton eingesetzt wurde (Roberts et al, 2003),

werden in der Arbeit die Anteile mittels des letztgenannten Verfahrens berechnet.

Als Markerpigmente können Fucoxanthin für Bacillariophyceae (Kieselalgen) und Chlorophyll b für Chlorophyceae (Grünalgen) eingesetzt werden. Lutein wird auch oft als Markerpigment für Grünalgen verwendet. Hierbei ist jedoch zu beachten, dass Lutein nicht als photosynthetisches aktives (akzessorisches) Pigment sondern als photoprotektives Pigment dient (Fujiki & Taguchi, 2002; Louda, 2001), während Fucoxanthin und Chlorophyll b beide photosynthetisch aktive, akzessorische Pigmente sind. Das Verhältnis dieser Pigmente zum Chlorophyll a ist nicht so variabel z. B. bei veränderten Lichtbedingungen (Fujiki & Taguchi, 2002). Photoprotektive Pigmente wie z. B. Diadinoxanthin oder Violaxanthin können in Xanthophyll-Zyklen durch Epoxidation bzw. De-Epoxidation schnell umgewandelt werden und die Konzentration so schnell an veränderte Bedingungen angepasst werden (Lohr & Wilhelm, 1999).

Die Charakterisierung der Algengemeinschaft durch Analyse der Pigmente wird für planktische Algen im marinen (Latasa et al., 1997; Tollosa et al., 2004; Wong & Wong, 2003; Wright et al. 1991) und limnischen Bereich (Fietz & Nicklisch, 2004; Marinho & Rodrigues, 2003; Schmid et al., 1998; Soma et al., 1993; Wilhem et al. 1995; Voitke et al., 1996) schon seit einigen Jahren eingesetzt. Auch zur Untersuchung von Plankton in Flüssen (Descy & Métens, 1996) und deren Mündungen (Noble et al., 2003; Roy et al., 1996; Tester et al., 1995) kam sie zu Einsatz.

Darüber hinaus wurde die Methode auch eingesetzt um die Fraßaktivität von Zooplankton zu bestimmen (Head & Harris, 1994; Latasa et al. 1997; McLeroy-Etheridge & McManns, 1999; Thys et al. 2003). Für die Untersuchung von Periphyton ist sie bisher nicht so häufig verwendet worden (Cartaxana & Brotas, 2003; Brotas & Plante-Cuny, 1998, 2003; Downes et al., 1993; Louda, 2001; Roberts et al., 2003). In der Ökotoxikologie wurde die Pigmentanalytik auch schon erfolgreich eingesetzt, um die Wirkung von Umweltchemikalien auf Algen zu erfassen (Couderchet & Vernet, 2003; Eser, 2001; Eser & Huber, 2001). Die Art der Probenahme und Probenaufarbeitung mussten für die in den Fließbrinnen untersuchten epilithischen Algen allerdings erst angepasst bzw. entwickelt werden (Licht, 1998).

2.4.2 *Lumbriculus variegatus*

Lumbriculus variegatus [MÜLLER, 1774] (Oligochaeta, Lumbriculidae) wurde als benthischer Testorganismus ausgewählt, da er weit verbreitet und für verschiedene Organismen eine wichtige Beute ist. Er stellt ein Bindeglied zwischen Bakterien und Algen zu höheren trophischen Ebenen dar (Chapman, 2000; 2001). Sein Vorkommen erstreckt sich über die gesamte Nordhalbkugel, wo *L. variegatus* in Sedimenten von flachen, sauerstoffreichen Gewässern vorkommt. Er kommt ausschließlich im Süßwasser vor und ist sowohl in oligo- als auch in mesotrophen Gewässern zu finden (Dermott & Munawar, 1992). Auch im Lockwitzbach konnte *L. variegatus* nachgewiesen werden.

Er wird als Testorganismus zur Bestimmung der Bioakkumulation von sediment-gebunden Umweltchemikalien empfohlen (US EPA, 2000; ASTM, 2000; 2001) und wurde darüber hinaus auch zur Bestimmung der Toxizität eingesetzt (Bailey & Liu, 1980; Ankley et al., 1991; Kukkonen & Landrum, 1994; Drewes, 1997). Weiterhin wird er zur Untersuchung von belasteten Sedimenten eingesetzt (Sibley et al., 1999; West & Ankley, 1998).

L. variegatus besitzt wie alle Lumbriculidae pro Segment 4 Borstenbündeln mit je zwei Gabelborsten. Ausgewachsen hat er eine Länge von 4 - 8 cm und einen Durchmesser von 1 - 1,5 mm (Lesiuk & Drewes, 1999) und ist kräftig rot gefärbt. Die Anzahl der Segmente beträgt 80 bis 140 (Brohmer, 2002). Nach Wesenberg-Lund (1939) kann *L. variegatus* bis zu drei Jahre alt werden. Normalerweise lebt *L. variegatus* eingegraben im Sediment, bei Störung bewegt er sich über eine kurze Distanz schnell helical schwimmend (Drewes, 1999; Drewes & Fournier, 1989). Er gehört aufgrund seiner Ernährungsweise zu den Substratfressern und ernährt sich hauptsächlich von abgestorbener Vegetation und Mikroorganismen (Drewes, 2001).

Die Reproduktion von *L. variegatus* erfolgt sowohl sexuell als auch vegetativ (Brohmer et al., 1967). Nach der Befruchtung werden die Eier (2 - 14) in Kokons abgelegt, in denen sie sich zu fertigen Würmern entwickeln (Drewes & Brinkhurst, 1990). Die juvenilen Tiere (Größe ca. 1 cm) schlüpfen nach ca. 2 Wochen (Drewes & Brinkhurst, 1990) und entwickeln sich zu geschlechtsreifen Tieren (Siewing, 1985). Dies konnte im Labor bisher noch nicht beobachtet werden (Drewes, 2001) und trat auch in den Fließrinnen bisher nicht auf.

Die Würmer vermehren sich im Labor hauptsächlich vegetativ (Phipps et al., 1993; Timm, 1980), wobei durch Querteilung, die auch als Morphallaxis (self-fragmentation) bezeichnet

wird (Drewes, 1996), zwei Würmer aus einem Donorwurm entstehen. Bei diesem Vorgang wirft in aller Regel ein großer, dunkel pigmentierter Donorwurm den *posterioren* Teil mit *Pygidium* ab, der eine deutlich geringere Anzahl an Segmenten aufweist. Innerhalb von 10-12 Tagen entwickelt sich dieser Teil durch Ausbildung eines neuen Prostomiums zu einem vollständigen kleinen Wurm (Leppänen & Kukkonen, 1998). In den Fließrinnen dauert es ca. 14 Tage (Brust, 1998). Der *anteriore* Teil bildet ein neues Hinterende aus, das als hellere, unpigmentierte Zone erkennbar ist.

In der vorliegenden Arbeit werden Würmer, die das jeweils fehlende Ende bereits wieder gebildet haben, als „vollständige“ Würmer bezeichnet. Würmer bei denen es fehlt werden als „unvollständige“ Würmer bezeichnet. Die unvollständigen Würmer können einen Hinweis auf die Teilungen, die kurz vor der Probenahme erfolgt sind, geben. Nach Brust (1998) kann man bei frisch fixierten Proben auch feststellen, welcher Teil nachgebildet wurde und so weiter differenzieren. Bei den fixierten Proben im Bisphenol A-Experiment konnte dieser Unterscheidung nicht mehr vorgenommen werden, da die Pigmente durch die Lagerung zerstört waren. Tote Tiere konnten nicht gefunden werden, da sie relativ schnell lysieren und zersetzt werden (Kukkonen, 2002).

2.4.3 Eintagsfliegen-Larven

In Europa gibt es ca. 350 verschiedene Arten von Eintagsfliegen (Brittain & Sartori, 2003), wovon in Deutschland zurzeit 113 sicher bekannt sind (Haybach & Malzacher, 2003). Die Anzahl der Gattungen und Arten nimmt von der Quelle zur Mündung zu (Bauernfeind & Moog, 2000). Eintagsfliegen sind eine bedeutende Organismengruppe in Fließgewässer-ökosystemen, da sie eine wichtige Verbindung im Nahrungsnetz zwischen der Primärproduktion durch Algen und den Sekundär-Konsumenten z. B. Fische darstellen (Allan, 1995; Brittain & Sartori, 2003). Eintagsfliegen-Larven sind allgemein anerkannte Bioindikatoren zur Bewertung der Gewässerqualität und bilden einen wesentlichen Bestandteil des Saprobien-systems (Brittain & Sartori, 200; Bauernfeind & Moog, 2000).

In den vergangenen Jahren wurden verschiedene Eintagsfliegen-Larven in ökotoxikologischen Untersuchungen eingesetzt (siehe z. B. van der Geest et al., 2000a, b; Schulz & Dabrowski, 2001; Kennedy et al., 2002). Die beiden hier untersuchten Arten *Rhithrogena semicolorata* und *Seratella ignita* wurden bisher jedoch noch nicht in solchen Untersuchungen eingesetzt.

Beide Eintagsfliegen-Larven (*R. semicolorata* und *S. ignita*) werden von Rader (1997) als nur „gelegentlich oder selten“ driftende Arten eingestuft, im Gegensatz z. B. zu Arten der Gattung *Baetis* spec., die sich „häufig“ und auch ohne äußere Störung abdriften lassen. Sie können Populationsdichten von bis zu 5000 Individuen pro Quadratmeter erreichen (Arscott et al., 2003; Buffagni, 1994) und sind in Europäischen Fließgewässer auch bezogen auf die jährliche Sekundär-Produktion der Eintagsfliegen von Bedeutung (Elliott et al., 1988; Meyer & Poepperl, 2003; Russev & Doshkinova, 1985). Beide Arten sind nicht in der Roten Liste aufgeführt (Haybach & Malzacher, 2003; Malzbacher et al. 1998).

Grabende Eintagsfliegen-Larven (z. B. Arten der Gattung *Hexagenia* spec. und *Epheoron* spec.) sind in der Vergangenheit auch zur Bewertung der Toxizität von Chemikalien in Sedimenten eingesetzt worden (Bartsch et al., 1999; Inza et al., 2001; van der Geest et al., 2000 a, b), in den Fließbrinnen können diese jedoch aufgrund der Korngrößenverteilung des verwendeten Sedimentes nicht eingesetzt werden.

2.4.3.1 *Rhithrogena semicolorata*

Die Eintagsfliege *Rhithrogena semicolorata* [CURTIS, 1834] (Ephemeroptera, Heptageniidae) ist in Europa weit verbreitet (Haybach & Malzacher, 2003; Puthz, 1978). In Gewässern werden Populationsdichten von bis zu 4500 Individuen m⁻² beobachtet (Buffagni et al., 1995). Ihr Lebenszyklus ist univoltine, d. h. es gibt nur eine Imaginal-Generation pro Jahr. Die Art überwintert als Larve und wächst je nach Wassertemperatur im Frühjahr schnell heran (Elliot et al., 1988). Die Flugperiode der Imagines ist von April bis Juni (Studemann et al., 1992). Im Vergleich zu anderen Arten der Gattung *Rhithrogena*, die kleinere Fließgewässer (Bächen) bevorzugen, kommt *R. semicolorata* auch in Flüssen vor (Bauernfeind & Moog, 2000). Sie kommt meist im rhithralen bis epipotamalen Flussabschnitt vor.

Durch das ventral umgeklappte 1. Kiemenpaar ist die Art gut an starke Strömungen angepasst (Saugnapf-Effekt) (Studemann et al., 1992). Sie ernährt sich hauptsächlich als Weidegänger von Aufwuchsalgen, die sie von den Oberflächen der Steine abschabt. Die Einstufung von *Rhithrogena semicolorata* in das Saprobiensystem nach Moog et al. (1997) ist in Tab. 5 dargestellt.

Tab. 5: Zuordnung der Art *Rhithrogena semicolorata* in die Saprobienklassen (x: xenosaprob, o: oligosaprob, β : beta-mesosaprob, α : alpha-mesosaprob, p: polysaprob, G: Indikationsgewicht, SI: Saprobienindex) (nach Moog et al., 1997)

	x	o	β	α	p	G	SI
<i>R. semicolorata</i>	-	3	5	2	-	2	1,9

2.4.3.2 *Seratella ignita*

Die Eintagsfliege *Seratella ignita* [PODA, 1761] (Ephemeroptera, Ephemerellidae) ist in Europa weit verbreitet (Haybach & Malzacher, 2003; Puthz, 1978). Die Art wurde erst vor kurzem umbenannt (Haybach & Malzacher, 2002) und hieß früher *Ephemerella ignita*. Ihr Lebenszyklus ist meist univoltine. Die Art überwintert in den Eiern und die im Frühjahr geschlüpften Larven wachsen schnell heran (Elliot et al., 1988). Die Flugperiode ist von Juni bis August (Elliot et al., 1988). *Seratella ignita* kommt meist im rhithralen bis epipotamalen Flussabschnitt zwischen Steinen und Pflanzen vor (Studemann et al., 1992) und hält sich bevorzugt an Stellen mit geringer Strömung auf (Lancaster, 1999).

Sie bewegt sich eher kriechend auf dem Untergrund und ist ein schlechter Schwimmer (Lancaster, 1999). Sie ernährt sich hauptsächlich von Detritus und abgestorbenem Pflanzenmaterial und in geringerem Maße sich auch von Periphyton (Riano et al., 1997, Rosillon, 1988). Nach Rosillon (1988) und Malo (1993, zitiert bei Riano et al., 1997) werden zu bestimmten Zeiten aber auch Kieselalgen bevorzugt gefressen und können dann bis zu 67 % der Nahrung ausmachen. Die Einstufung von *S. ignita* in das Saprobien-system nach Moog et al. (1997) ist in Tab. 6 dargestellt. Die Art ist ein Indikator für ein beta-mesosaprobies Gewässer.

Tab. 6: Zuordnung der Art *Seratella ignita* in die Saprobienklassen (x: xenosaprob, o: oligosaprob, β : beta-mesosaprob, α : alpha-mesosaprob, p: polysaprob, G: Indikationsgewicht, SI: Saprobienindex) (nach Moog et al., 1997)

	x	o	β	α	p	G	SI
<i>S. ignita</i>	+	2	5	3	-	2	2,1

2.5 Ökotoxikologische Untersuchungen

2.5.1 Akute Toxizität

2.5.1.1 *Lumbriculus variegatus*

Zur Bestimmung der akuten Toxizität von Bisphenol A auf *L. variegatus* wurde Tiere aus der Zucht (siehe unten) entnommen und 24 h vor Beginn des Experimentes nicht gefüttert. Die Tiere wurden bei 15 ± 1 °C im Kühlbrutschrank bei einem Hell/Dunkel-Rhythmus von 16/8 h über 96 h exponiert. Es wurden 5 Konzentrationen aus einer Stammlösung hergestellt. Für die Stammlösung von 50 mg L^{-1} Bisphenol A wurde die entsprechende Menge Substanz in 1 L ISO-Wasser (nach ISO-Standard 7346-3, 1996, 1:5 verdünnt) gelöst. Die Stammlösung bildete auch gleichzeitig die höchste Testkonzentration. Alle anderen Konzentrationen waren jeweils um einen Faktor 5 geringer. Die Tiere wurden einzeln (insgesamt 10 pro Konzentration) in Rollrandgläser (50 x 30 mm) exponiert. Neben letalen Effekten wurden auch subletale Effekte, wie Deformationen und die Reaktion auf taktilen Reiz, erfasst. Es wurde, wenn möglich, eine LC_{50} mit Hilfe der probit-Transformation berechnet.

2.5.1.2 *Seratella ignita*

Zur Bestimmung der akuten Toxizität von Fenoxycarb auf *S. ignita* wurden Tiere aus dem Lockwitzbach entnommen und über Nacht in Bechergläsern bei 15 °C gehältert. Die Tiere wurden bei 15 ± 1 °C im Kühlbrutschrank bei einem Hell/Dunkel-Rhythmus von 16/8 h über 48 h exponiert. Aus einer Stammlösung wurden je 5 Konzentrationen hergestellt. Für die Stammlösung von 5 mg L^{-1} Fenoxycarb wurde die entsprechende Menge Substanz in 1 L ISO-Wasser (nach ISO-Standard 7346-3, 1996, 1:5 verdünnt) gelöst. Die Stammlösung bildete auch gleichzeitig die höchste Testkonzentration. Alle anderen Konzentrationen waren um einen Faktor 2,5 geringer. Die Tiere wurden einzeln (insgesamt 10 pro Konzentration) in Rollrandgläser (50 x 30 mm) exponiert. Es wurde, wenn möglich, eine LC_{50} mit Hilfe der probit-Transformation berechnet.

2.5.2 Aufwuchs in den Fließbrinnen

Als Inokulum für die Fließbrinnen wurden aus dem Gewässer Steine mit Aufwuchs entnommen und in 5 L Plastikeimern (gefüllt mit Bachwasser) ins Labor gebracht. Im Experiment mit Fenoxycarb wurden Steine aus dem Lockwitzbach verwendet. Der Lockwitzbach liegt im Südosten von Dresden. Er entspringt im Osterzgebirge in der Nähe des Ortes Oberfrauendorf und mündet in die Elbe. Er wird aufgrund seines Einzugsgebietes als Silikatbach eingestuft. Der Lockwitzbach ist in die Gewässergüteklasse II - mäßig belastet – eingestuft (Staatliches Umweltfachamt Radebeul, 2000; Landesamt für Umwelt und Geologie, 2001, 1998). Im Experiment mit Bisphenol A stammten die Steine aus dem Zschonerbach. Der Zschonerbach liegt im Südwesten von Dresden. Er entspringt nordwestlich von Freital und mündet in die Elbe. Der Zschonerbach ist in die Gewässergüteklasse II - mäßig belastet - eingestuft (Landesamt für Umwelt und Geologie, 2001, 1998). Eine detaillierte Charakterisierung der beiden Bäche ist bei Jungmann et al. (2004a) dargestellt. Da im Lockwitzbach bei Gammariden Intersex (Tiere mit Merkmalen für beide Geschlechter) beobachtet wurden, wurden die Organismen (Gammariden und Aufwuchs) aus dem Zschonerbach entnommen. Bei den Gammariden aus dem Zschonerbach wurde kein bzw. nur sehr geringe Anteile (< 1 %) von Intersex beobachtet (Jungmann et al., 2004c; Ladewig et al., 2002; Petzsch, 2002).

Im Labor wurde der Aufwuchs mit Hilfe eines Wasserstrahls von den Steinen abgespült und über ein Sieb (Maschenweite 100 µm) filtriert. Die Algensuspension wurde in einem Plastik-aquarium aufgefangen und über Nacht stehen gelassen. Der Überstand wurde dekantiert und die nun konzentrierte Algensuspension wurde auf 5 Messzylinder (100 mL) aufgeteilt, so dass in jedem Zylinder 40 mL Flüssigkeit enthalten waren. Die Suspension in den Messzylindern sedimentierte noch einmal 1 Stunde und das Volumen der sedimentierten Algen wurde als ungefähres Maß für die angeimpfte Aufwuchsbio-masse bestimmt. Die Suspension aus den Zylindern wurde dann in die entsprechenden Fließbrinnen in der Nähe des Einströmbeckens gegeben.

Um den Aufwuchs in den Fließbrinnen erfassen zu können, wurden unglazierte Tonkacheln auf das Sediment in jede Fließstrecke gelegt. Die Kacheln hatten eine Größe von 3 x 5 cm. Die Anordnung der Kacheln auf dem Sediment im Experiment mit Fenoxycarb ist in Abb. 16 dargestellt, vergrößert aus Abb. 7.

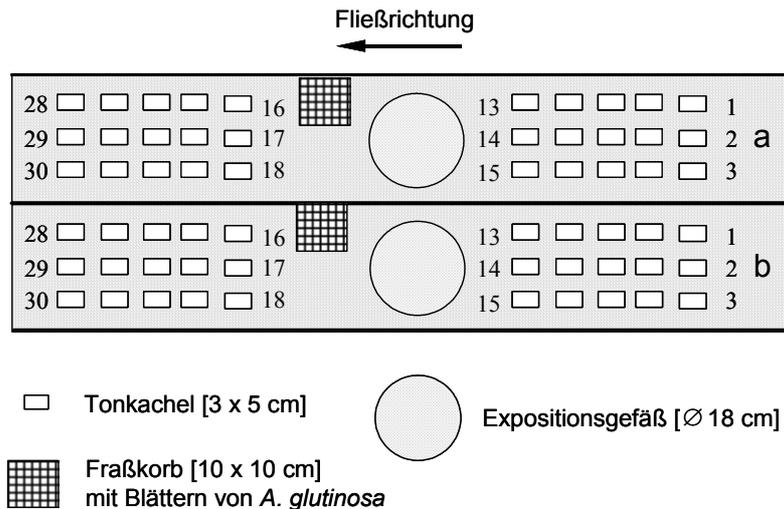


Abb. 16: Ausschnitt aus einer Fließstrecke. Dargestellt ist die Anordnung der Tonkacheln auf dem Sediment der Fließstrecke. Die Zahlen kennzeichnen die Kacheln (1 - 30).

Die Entnahme der Tonkacheln zum jeweiligen Zeitpunkt erfolgte randomisiert. Die Entnahme der entsprechenden Kacheln für die Analyse sowie der Zeitpunkt ist in Tab. 7 dargestellt.

Tab. 7: Zeitpunkt der Probenahme und die Nummer der jeweils entnommenen Kacheln

Probenahme Nr.	Zeitpunkt	Kachel Nr.
1	t_2	2, 13, 25
2	t_{14}	4, 5, 6
3	t_{26}	22, 23, 24
4	t_{38}	7, 8, 9
5	t_{49}	16, 17, 18
6	t_{61}	19, 20, 21
7	t_{73}	10, 11, 12
8	t_{86}	28, 29, 30
9	t_{98}	1, 3, 14, 15, 26, 27

Zur Erfassung der Dynamik des Aufwuchses wurden nach der Applikation von Fenoxycarb im Abstand von ca. 12 Tagen je 3 Kacheln pro Fließstrecke entnommen. Der Aufwuchs von diesen Kacheln wurde mit einem Glasobjektträger entfernt und mit Leitungswasser von dem Objektträger in ein Becherglas gespült. Die Oberfläche der Kachel wurde ebenfalls mit Leitungswasser abgespült, das in dem gleichen Becherglas aufgefangen wurde. Im Aufwuchs von 2 der 3 Kacheln wurden die Pigmente analysiert und bei einer wurde die Trockenmasse und aschefreie Trockenmasse bestimmt.

Die Anordnung der Kacheln auf dem Sediment im Experiment mit Bisphenol A ist in Abb. 17 dargestellt (vergrößert aus Abb. 9).

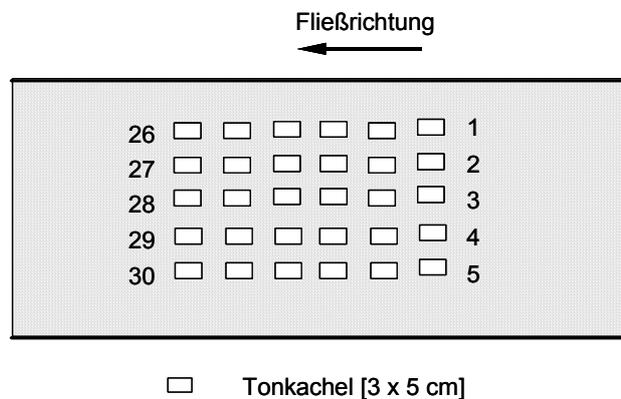


Abb. 17: Ausschnitt aus einer Fließrinne. Dargestellt ist die Anordnung der Tonkacheln auf dem Sediment. Die Zahlen kennzeichnen die Tonkacheln (1-30).

Die Entnahme der Tonkacheln zum jeweiligen Zeitpunkt erfolgte randomisiert. In Tab. 8 ist der Zeitpunkt der Entnahme sowie die Nummern der entsprechenden Kacheln für die Analyse dargestellt.

Tab. 8: Zeitpunkt der Probenahme und die jeweils entnommenen Kacheln.

Probenahme Nr.	Zeitpunkt	Kachel Nr.
1	t ₂	6, 11, 9
2	t ₁₃	8, 1, 25
3	t ₂₆	10, 26, 14
4	t ₄₀	18, 4, 27
5	t ₅₄	30, 23, 17
6	t ₆₈	7, 5, 3
7	t ₈₂	29, 24, 13
8	t ₁₀₁	2, 12, 16

Die Dynamik des Aufwuchses wurde nach der Zugabe von Bisphenol A im Abstand von ca. 14 Tagen auf je 3 Kacheln pro Fließrinne entnommen. Da in diesem Experiment im Unterschied zum Fenoxycarb-Experiment keine Grazer (Eintagsfliegen-Larven), die selektiv bestimmte Algengruppen als Nahrung nutzen können, eingesetzt wurden, wurde vom Aufwuchs auf den Kacheln nur die aschefreie Trockenmasse bestimmt.

2.5.2.1 Trockenmasse und aschefreien Trockenmasse

Vor der Bestimmung der Trockenmasse und aschefreien Trockenmasse wurden Glasfaservorfilter (\varnothing 55 mm, Schleicher & Schüll No. 62) 1 h bei 450 °C im Muffelofen verglüht. Über diese Filter wurde die Probe mit Hilfe einer De Witt'schen Unterdruckapparatur (max. 400 mbar) filtriert und anschließend im Trockenschrank bei 75 °C bis zur Gewichtskonstanz über Nacht getrocknet. Die getrockneten Filter mit der Probe wurden gewogen (RC 210S, Sartorius) und aus der Differenz der Massen vor dem Filtrieren und nach dem Trocknen die Trockenmasse des Aufwuchses bestimmt. Die Filter wurde anschließend bei 450 °C 1 h im Muffelofen verglüht und erneut gewogen. Aus der Differenz der Masse des Filters vor und nach dem zweiten Verglühen wurde die aschefreie Trockenmasse des Aufwuchses (AFTM) ermittelt.

2.5.2.2 Pigmentanalytik

Die Pigmentzusammensetzung wurde auf zwei Kacheln pro Fließstrecke untersucht. Die Proben, die wie oben beschrieben von den Kacheln abgelöst wurden, wurden dann mit Hilfe einer DeWitt'schen Unterdruckapparatur (max. 400 mbar) auf Glasfaservorfilter filtriert. Die Filter wurden in je ein Schraubdeckelglas überführt und über Nacht eingefroren (-18 °C). Danach wurden 7 mL Aceton/Methanol-Gemisch (1/1; v/v) dazugegeben und 10 min mit Ultraschall behandelt. Anschließend wurden die Proben zur Extraktion über Nacht in den Gefrierschrank (-18 °C) gestellt. Anschließend wurden die Proben über Spartan Braunrand Filter (0,2 μ m) filtriert und 500 μ L des Filtrates mit 500 μ L 25 mmol Ammoniumacetat-Lösung (w/v, gelöst in NANOpure-Wasser) verdünnt (1/1, v/v). 100 μ L der Probe wurden auf die HPLC injiziert.

Das HPLC-System bestand aus einer quaternären Pumpe der Serie 1050 von Hewlett Packard (HP), einem HP 1040 A Diodenarraydetektor und einem Computer HP 9000 der Serie 300. Auf dem Computer war eine HP Chemstation-Software 79995A, Rev. 4.06 installiert. Die Probe wurde mit einer Hamilton-Spritze (500 μ L) in eine 100 μ L Probenschleife gegeben und auf die Säule injiziert. Sehr konzentrierte Proben wurden im Verhältnis 1/1 (v/v) verdünnt, um ein Überladen der Säule zu verhindern. Die Detektionswellenlänge war 440 nm. Zur Trennung der Pigmente wurde eine Säule (250 x 4,6 mm) mit einer stationären ODS-Phase

(5 μm) und einer mobilen Phase bestehend aus dem Laufmittel A: H_2O [0,5 mmol Ammoniumacetat (w/v)] /Methanol/Acetonitril (70/20/10, v/v/v) und dem Laufmittel B: Aceton/Methanol/Acetonitril (45/44/11, v/v/v) eingesetzt. Die mobile Phase wurde mit den in Tab. 9 dargestellten Zusammensetzungen bei einer konstanten Flussrate von $0,75 \text{ mL min}^{-1}$ verwendet.

Tab. 9: Laufmittelgradient zur Trennung der Pigmente mittels HPLC

Zeit [min]	Laufmittel A [%]	Laufmittel B [%]
0	52	48
1	52	48
23	0	100
34	0	100
35	52	48
40	52	48

Zu Beginn und zum Ende eines Messtages wurde die Säule 30 min bei einer Flussrate von $0,5 \text{ mL min}^{-1}$ mit Methanol/ H_2O (70/30, v/v) gespült.

In Abb. 18 sind zwei charakteristische Chromatogramme der Analyse von Aufwuchs, der durch Kieselalgen (a) bzw. von Grünalgen (b) dominiert wird, dargestellt. Die Chromatogramme wurden dann mit Hilfe der HP Software ausgewertet. Die Umrechnung der Peakfläche (Adsorptionseinheit x Zeit) in Substanzkonzentration erfolgte mit Hilfe von Kalibriergeraden, die für die entsprechenden Pigmente mittels Referenzsubstanzen erstellt worden waren. Chlorophyll a, Chlorophyll b und Lutein wurden als Standards von Sigma-Aldrich bezogen. Für Fucoxanthin wurde der Standard selbst hergestellt.

Aus mehreren Läufen wurden die Fucoxanthin-Fractionen gesammelt. Fucoxanthin wurde anhand der Retentionszeit und der Maxima des Absorptions-Spektrums zwischen 400 und 700 nm identifiziert (Li et al., 2002; van Heukelem & Thomas, 2001; Wright et al. 1991). Die Probe wurde im Stickstoffstrom (99,999 %) bis zur Trockene eingengt. Die trockene Substanz wurde in Ethanol gelöst und es wurde die Extinktion bei 440 nm im Photometer bestimmt.

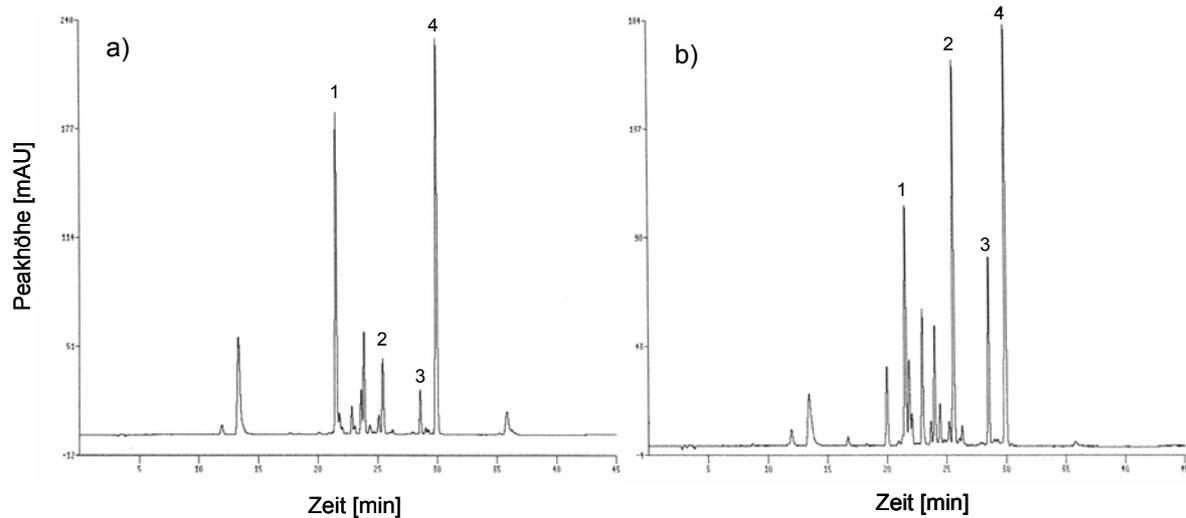


Abb. 18: Chromatogramme der Analyse von Aufwuchs, der durch Kieselalgen (a) bzw. von Grünalgen (b) dominiert wird. 1: Fucoxanthin, 2:Lutein, 3: Chlorophyll b, 4: Chlorophyll a

Mit Hilfe des spezifischen Extinktionskoeffizienten $E^{1\%}_{440\text{nm}}$ konnte die Konzentration der Lösung bestimmt werden. Der spezifische Extinktionskoeffizient in Ethanol liegt für Fucoxanthin bei 1016 (Mantuora & Llewellyn, 1983). Danach wurden aus dieser Lösung verschiedene Verdünnungen hergestellt, mit denen eine Kalibriergerade für Fucoxanthin erstellt wurde.

Zur Erstellung der Kalibriergerade wurden für Chlorophyll a und b je 10 verschiedene Konzentrationen von 0,17 bis $10 \text{ ng } \mu\text{L}^{-1}$ gemessen. Für die Lutein-Kalibriergerade wurden 9 Konzentrationen ($0,17 - 5 \text{ ng } \mu\text{L}^{-1}$) gemessen. Für die Fucoxanthin-Kalibriergerade wurden 4 Konzentrationen gemessen ($1,09 - 8,70 \text{ ng } \mu\text{L}^{-1}$). In Abb. 19 sind die Kalibriergeraden für die vier gemessenen Standards dargestellt. Für die ermittelte Kalibriergerade ist das r^2 in allen Fällen $\geq 0,996$.

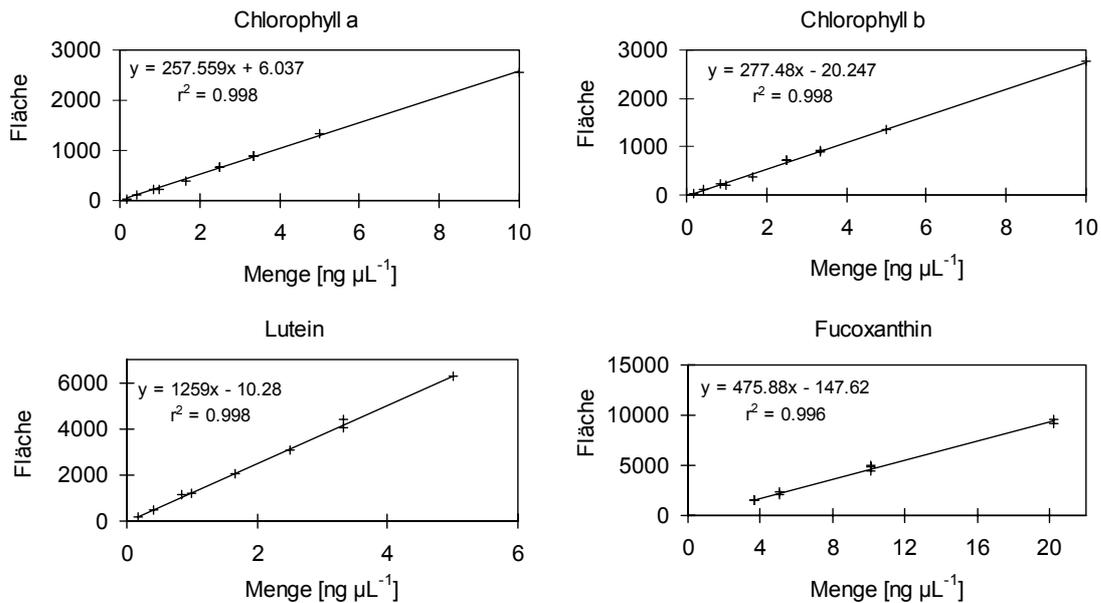


Abb. 19: Kalibriergeraden für die vier gemessenen Standards Chlorophyll a, Chlorophyll b, Lutein und Fucoxanthin.

2.5.2.3 Bestimmung der Algenzusammensetzung

Wie von Voitke et al. (1996) beschrieben, wurden mittels Multipler Linearer Regression [Chlorophyll a = D*Fucoxanthin + G*Chlorophyll b] die Koeffizienten für Fucoxanthin (=D) und Chlorophyll b (=G) ermittelt, mit denen der Anteil der Kieselalgen und Grünalgen am Gesamtchlorophyll a berechnet werden kann. Diese Berechnung wurde mit Microsoft Excel 2002 (Microsoft Corporation) durchgeführt.

Diese Koeffizienten sind in Tab. 10 dargestellt. Das Regressionsmodell wurde so angepasst, dass es durch den Ursprung des Koordinatensystems verläuft. Zur Berechnung des Modells wurden alle 199 Messungen verwendet. Es ergibt sich für dieses Modell ein r^2 von 0,79 (Freiheitsgrade: 197).

Tab. 10: Koeffizienten für Fucoxanthin und Chlorophyll b, berechnet mit Multipler Linearer Regression, und weitere statistische Parameter (Stabw.= Standardabweichung).

Markerpigment	Koeffizient	Signifikanz	Rel. Stabw. des Koeffizienten	Partieller Korrelationskoeffizient
Fucoxanthin	D = 1,15	P<0,001	5,7 %	0,51
Chlorophyll b	G = 2,54	P<0,001	6,2 %	0,58

Wie Abb. 20 zeigt, gibt es eine gute Übereinstimmung des gemessenen mit dem berechneten Chlorophyll a ($r^2 = 0,80$).

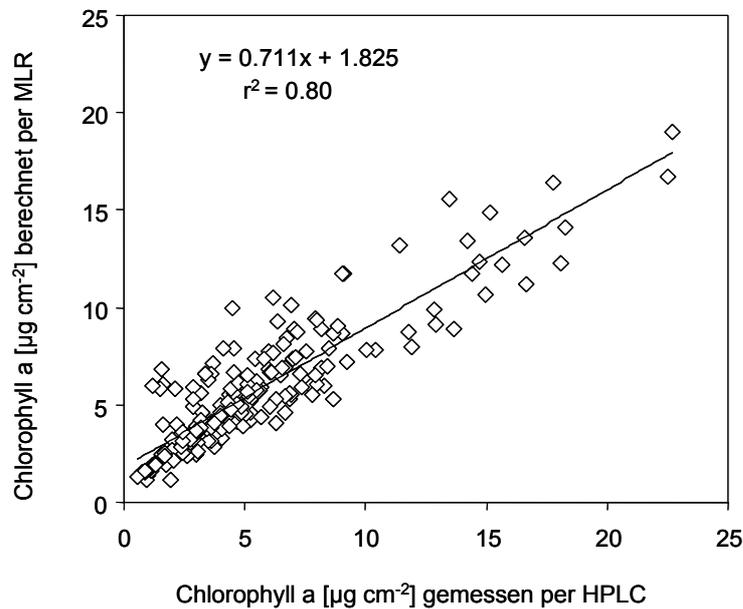


Abb. 20: Chlorophyll a Konzentration im Aufwuchs, gemessen per HPLC, im Vergleich mit der aus Fucoxanthin und Chlorophyll b mittels Multipler Linearer Regression (MLR) berechneten Konzentration.

Der reziproke Wert des jeweiligen Koeffizienten gibt das Verhältnis von Markerpigment zu Chlorophyll a an. In Tab. 11 sind die für das Periphyton in der Fließrinne bestimmten Verhältnisse mit anderen Literaturangaben verglichen. Mit 0,87 beim Verhältnis von Fucoxanthin zu Chlorophyll a bzw. 0,39 bei Chlorophyll b zu Chlorophyll a liegen die Werte etwas oberhalb der Werte (0,38-0,85 für Fucoxanthin und 0,15-0,30 für Chlorophyll b), die von anderen Autoren angegeben wurden. Die Abweichungen sind jedoch gering und es ist zu beachten, dass alle anderen Werte von planktischen Algen bzw. aus Laborkulturen stammen. Brotas & Plante-Cuny (2003) untersuchten zwar ebenfalls Periphyton, die in der Arbeit angegebenen Verhältnisse stammen jedoch von planktischen Algen aus Laborkulturen.

Tab. 11: Vergleich des berechneten Verhältnisses von verschiedenen Markerpigmenten zu Chlorophyll a mit Literaturangaben

Fuco/Chl a	Lut/Chl a	Chl b/Chl a	Marin/Süßwasser	Zitat
0,87		0,39	Süßwasser	Diese Arbeit
0,77	0,20	0,32	Süßwasser	Soma et al., 1993
0,48		0,30	Süßwasser	Woitke et al., 1996
0,59-0,81	0,09	0,22-0,26	Süßwasser	Brotas & Plante-Cuny, 2003
0,38	0,16	0,26	Süßwasser	Fietz & Nicklisch, 2004
0,43		0,15	Süßwasser	Tester et al., 1995
0,85	0,15		Süßwasser	Wilhelm et al., 1991
0,52-1,03	0,15-0,18	0,18-0,37	Marin	Schlüter et al., 2000
0,81-1,54		0,33-0,46	Marin	Roy et al., 1996

2.5.3 *Lumbriculus variegatus* in den Fließbrinnen

Die Methode wurde von Kristin Radke (geb. Brust) entwickelt, die auch die der Proben im Fenoxycarb-Experiment ausgewertet hat.

Die Organismen wurden von BIO-International (Niederlande) bezogen und in 5 L Vollglas-aquarien mit Leitungswasser gehältert (18 °C, 16 h hell: 8 h dunkel), das zuvor 3 Tage belüftet worden war. Das Wasser wurde über Sprudelsteine belüftet. In die Aquarien wurde Sediment aus dem Lockwitzbach (siehe Brust, 1998) als Substrat eingebracht, aus dem zuvor mit Hilfe eines Binokulars alle sichtbaren Invertebraten, sowie deren Larven und Eier entfernt worden waren. Danach wurde das Sediment mit Leitungswasser gewaschen und 48 h bei 100 °C getrocknet. Die Tiere wurden alle 7 Tage mit Tetra Min[®] Fischfutter (0,6 mg cm⁻²) gefüttert. Ein Wasserwechsel erfolgte alle 2 Monate.

Ca. 4 Wochen vor Beginn des Experimentes wurden große Würmer aus dem Zuchtbecken entnommen und mit Hilfe eines Skalpells im mittleren Bereich geteilt („künstliche Morphallaxis“). Die *posteriores* Fragmente wurden in ein 2 L Glasaquarium mit Leitungswasser, das vorher drei Tage lang belüftet worden war, überführt. Nach 10 - 14 Tagen hatten diese Würmer ein neues Prostomium ausgebildet. Ab diesem Zeitpunkt wurde wöchentlich mit Tetra Min[®] (ca. 0,6 mg cm⁻²) gefüttert. Nach 2 Wochen somatischen Wachstum hatten die Organismen einen vergleichbaren physiologischen Ausgangszustand, als sie in die Fließbrinnen eingesetzt wurden.

Im Experiment mit Fenoxycarb wurden 100 große Würmer zum Zeitpunkt t_8 randomisiert in die strömungsberuhigten Zonen jeder Fließstrecke (siehe Abb. 7) eingesetzt. Im Experiment mit Bisphenol A wurden zum Zeitpunkt t_5 je 200 Tiere in die strömungsberuhigten Zonen jeder Fließrinne eingesetzt. Von dort aus konnten die Würmer das Sediment der gesamten Fließstrecke bzw. die Fließrinne besiedeln.

Am Ende des Experimentes mit Fenoxycarb wurde das Sediment aus den Fließrinnen und aus den Kästen entnommen und die Oligochaeten in verschließbaren Glasgefäßen (15 mL) mit 70 % Ethanol fixiert. Im Bisphenol A-Experiment wurden die Würmer in Formaldehyd (2 %, w/w) fixiert.

Folgende Variablen wurden mit Hilfe des Binokulars (Vergrößerung: 2,5 x 1 - 2,5 x 4) ausgewertet: Populationsstruktur (Anzahl vollständiger und unvollständiger Würmer), Anzahl der Segmente und Trockenmasse pro Wurm. Im Fenoxycarb-Experiment wurden von je 60 Tieren die Segmente ausgezählt und die Trockenmasse bestimmt. Im Bisphenol A-Experiment wurden in der Kontrolle 63, in der Fließrinne 5, 50 und 500 wurden 37, 31 und 20 Tiere ausgezählt und vermessen. Die Trockenmasse pro Wurm wurde bestimmt, indem die Würmer, von denen die Segmentanzahl bestimmt worden war, gemeinsam getrocknet (24 h bei 50 °C im Trockenschrank) und gewogen wurden. Außerdem wurde das prozentuale Populationswachstum für die Dauer des Experimentes bestimmt.

2.5.4 *Rhithrogena semicolorata* in den Fließrinnen und Expositionsgefäßen

Die Larven der Eintagsfliege *Rhithrogena semicolorata* stammten aus dem Lockwitzbach, südöstlich von Dresden. Makrozoobenthosproben wurden mit einem modifizierten Surbersampler (Metag, 2000) aus dem Bachbett entnommen und in Plastikeimern, gefüllt mit Bachwasser, überführt. Die Proben wurden anschließend ins Labor gebracht (Transportdauer: ca. 1 h). Aus den Proben wurden die Larven der Art *Rhithrogena semicolorata* aussortiert und bis zum Beginn des Experimentes in Kunststoffaquarien (H: 20 cm, B: 30 cm, T: 20 cm, 500 µm-Gaze in den Stirnseiten) in einem Aquarium (H: 50 cm, B: 250 cm, T: 50 cm; gefüllt mit Leitungswasser) bei 15 ± 3 °C maximal 2 d gehältert. Eine detaillierte Beschreibung des Hälterungsbeckens ist bei Schmidt (1997) zu finden. Die Larven wurden 5 h vor Applikation der Substanz randomisiert auf die Fließstrecken und die Expositionsgefäße verteilt. Pro Fließstrecke wurden je 66 und pro Expositionsgefäß je 18 Tiere eingesetzt.

Beim Reinigen der Absperrgitter der Fließrinnen wurden die gefundenen toten Larven, Imagines und Exuvien gezählt und in Ethanol (70 %) fixiert. Die Reinigung erfolgte in der ersten Zeit bis zum Zeitpunkt t_{21} täglich, danach wurden die Absperrgitter je nach Notwendigkeit im Abstand von ca. 2 Tagen gereinigt. Von diesen Larven und Exuvien wurde mit Hilfe eines Binokulars und einer Messstrichplatte (Okularmikrometer, 0,1 mm Teilung) die Kopfkapselweite bestimmt. Es besteht eine gute Korrelation zwischen Kopfkapselweite und Körpergewicht (Christman & Voshell, 1992). Daher wird bei Eintagsfliegen-Larven die Kopfkapselweite als ein Maß für die Größe der Organismen verwendet (Meyer, 1989; Lubini & Sartori, 1994; Kosnicki & Burian, 2003; McIntosh et al., 1999).

Bei den Imagines wurde der Augenabstand gemessen und das Geschlecht bestimmt. Männchen haben am 9. Abdominalsternit Penisloben und Gonopoden ausgebildet (Studemann et al., 1992). Außerdem wurden Abnormalitäten und Missbildungen erfasst.

In den Expositionsgefäßen wurden die gefundenen toten Larven, Imagines und Exuvien gezählt und in Ethanol (70 %) fixiert. Diese Tiere und Exuvien wurden, wie oben beschrieben, vermessen.

2.5.5 *Seratella ignita* in den Expositionsgefäßen

Als keine Larven bzw. Imagines von *Rhithrogena semicolorata* mehr an den Absperrgittern bzw. in den Expositionsgefäßen gefunden wurden (ab t_{73}), sollte die „Wiederbesiedlung“ der Fließrinne durch Eintagsfliegen-Larven untersucht werden. Mit diesem Vorgehen soll die Situation in der Natur, mit im Jahresgang nacheinander auftretenden Eintagsfliegen-Larven, simuliert werden. Da zu diesem Zeitpunkt im Juli 2000 keine Larven von *R. semicolorata* mehr im Lockwitzbach gefunden werden konnten, wurde die Art *Seratella ignita* ausgewählt. Die Art konnte sich aufgrund ihrer schnellen Larvalentwicklung noch innerhalb der Experimentdauer bis zum Imago entwickeln.

Die Larven von *S. ignita* wurden mit der gleichen Methode wie *R. semicolorata* im Lockwitzbach gefangen. Zusätzlich wurden mit einem Küchensieb Ansammlungen von fädigen Algen und Wassermoosen beprobt und die gefangenen Organismen ebenfalls in die Plastik-eimer überführt, da die Art sich häufig in der submersen Vegetation (Makrophyten, Wassermoosen etc.) aufhält (Bauernfeind & Humpesch, 2001; Elliot et al., 1988, Bass, 1976). Die Larven wurden, wie in Kap. 2.5.4 beschrieben, aussortiert und gehältert. Zum Zeitpunkt t_{73}

wurden je 22 Larven randomisiert auf die Expositionsgefäße in den Fließrinnen verteilt.

Ab dem Zeitpunkt t_{73} , als keine Larven bzw. Imagines mehr von *R. semicolorata* in den Fließrinnen vorhanden waren, wurden Larven der Art *S. ignita* in die Expositionsgefäße eingesetzt. Hierzu wurden die Expositionsgefäße aus der jeweiligen Fließstrecke genommen und das Sediment entfernt. Die Glasschale und die Gaze wurden mit Leitungswasser gereinigt. Als Substrat wurde Sediment aus der jeweiligen Fließrinne entnommen und in die Expositionsgefäße überführt. Das Sediment stammte aus dem Bereich vor den Absperrgittern am Auffangbecken. Danach wurden die Expositionsgefäße wieder an die gleiche Stelle in die Fließrinnen gestellt. Es wurden die gleichen Parameter erfasst wie in Kap. 2.5.4 beschrieben.

2.6 Statistik und Auswertung

Für einen Vergleich der Ergebnisse aus dem Experiment mit Fenoxycarb wurden die Werte aus den beiden Fließstrecken der jeweiligen Fließrinne gepoolt. Für den Aufwuchs wurde der Mittelwert der beiden Fließstrecken gebildet und für die Eintagsfliegen-Larven wurden die Werte addiert. Da beide Fließstrecken einen gemeinsamen Wasserkörper haben und nicht getrennt sind, handelt es sich um Pseudoreplikate im Sinne von Hurlbert (1984). Dies gilt auch für die Ergebnisse der drei Kacheln, die pro Probenahme-Termin im Experiment mit Bisphenol A untersucht wurden. Daher ist die Auswertung mit Hilfe schließender Statistik z. B. ANOVA oder t-Test nicht möglich und es können keine NOEC und LOEC-Werte angegeben werden.

Die Verwendung von NOEC-Werten im regulatorischen Kontext als Konzentration, bei der keine negativen Effekte zu beobachten sind, ist in letzter Zeit in die Kritik geraten (Chapman et al., 1996; Hanson & Solomon, 2002; Suter, 1996). Die NOEC ist von der Wahl der Testkonzentrationen abhängig und von der Variabilität des Testsystems. Im Algentest sind aufgrund der geringen Variabilität schon Effekte im Bereich von 5 % statistisch signifikant zur Kontrolle (Isnard et al., 2001; Sheih et al., 2001), während in anderen Systemen mit höherer Variabilität erst Effekte von 10 bis 30 % als signifikant erkannt werden (Marchini, 2002; Moore & Caux, 1997).

Im Gegensatz zur NOEC/LOEC-Betrachtung bietet die Berechnung von EC_X -Werten mit Hilfe eines Regressionsmodells, den Vorteil, dass die gesamte Antwort des Organismus auf die Umweltchemikalie im gewählten Konzentrationsbereich herangezogen werden kann.

Weiterhin ist das Ergebnis (z. B. die EC₅₀) nicht auf die Testkonzentrationen festgelegt und man erhält eine Angabe über die Höhe des Effektes (z. B. 10 % bei einer EC₁₀ und 50 % bei einer EC₅₀).

Folgende Programme wurden für die Berechnungen und Auswertungen verwendet: Microsoft Excel 2002 (Microsoft Corporation), SPSS 11.0.1 (15. Nov 2001, SPSS Inc., Chicago, USA) und ToxRat Standard Vers. 2.07 (ToxRat Solution GmbH, Alsdorf, Germany).

2.6.1 Analytik

Die DT₅₀ (Zeitpunkt, bei dem 50 % der eingesetzten Konzentration im Wasser nicht mehr nachgewiesen werden konnte) wurde durch Anpassung einer Kinetik erster Ordnung an die Daten der Analyseergebnisse ermittelt. Im Experiment mit Fenoxycarb kam es zu einer so schnellen Abnahme der Konzentration im Wasser der Fließrinne, dass keine DT₅₀ berechnet werden konnte. Im Experiment mit Bisphenol A wurde die DT₅₀ im Rahmen von drei detaillierten Analysen (Tag 48 - 52, Tag 80 - 82, Tag 94 - 95) bestimmt.

Die Nominal-Konzentrationen im Bisphenol A-Experiment wurden als geometrisches Mittel der Startkonzentration zum Zeitpunkt der Applikation und nach 7 Tagen aus der Halbwertszeit abgeschätzten Konzentration in Effektiv-Konzentrationen umgerechnet.

2.6.2 Aufwuchs

Die Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (Area under curve, AUC) wurde nach der linearen Trapezregel (Purves, 1992) mit der in der OECD-Richtlinie 201 (OECD, 1984) angegebenen Formel berechnet:

$$AUC = \left[\frac{AFTM_{x_2} - AFTM_{x_1}}{2} \right] + \left\{ \left[\frac{AFTM_{x_2} + AFTM_{x_3} - 2 * AFTM_{x_1}}{2} \right] * (t_{x_2} - t_{x_1}) \right\} + \dots + \left\{ \left[\frac{AFTM_{x_{n-1}} + AFTM_{x_n} - 2 * AFTM_{x_1}}{2} \right] * (t_{x_n} - t_{x_{n-1}}) \right\}$$

AFTM_{xn2}: aschefreie Trockenmasse des jeweiligen Probenahmezeitpunktes

t_{xn}: Zeitpunkt der jeweiligen Probenahme

Für die Berechnung wurden einmal die gemessenen Werte der aschefreien Trockenmassen (= gemessene Ergebnisse) eingesetzt. Für die zweite Berechnung im Bisphenol A-Experiment

wurden normierte Werte eingesetzt. Die Normierung erfolgte in dem die bestimmten Werte relativ zur jeweiligen Startbiomasse (= 100 %) gesetzt wurden und daraus anschließend die AUC berechnet wurde (= normierte Ergebnisse).

Die AUC für gemessene und normierte Ergebnisse wurden ins Verhältnis zum jeweiligen Kontrollwert gesetzt (in %) und danach $EC_{10/50}$ -Werte berechnet. Für die gemessenen Werte wurde sie mittels probit-Transformation berechnet, für die normierten Ergebnisse wurden sie mit linearer Regression berechnet.

2.6.3 *Lumbriculus variegatus*

Für *Lumbriculus variegatus* wurden die Ergebnisse der akuten Toxizitäts-Tests und die Ergebnisse aus den Fließrinnen mittels probit-Transformation berechnet. Wenn eine probit-Transformation nicht möglich war, wurden LC/EC_{50} -Werte aus dem geometrischen Mittel der 0 und 100 % Effekt-Konzentrationen berechnet bzw. mittels linearer Regression.

2.6.4 Eintagsfliegen-Larven

Mit den Ergebnissen für *Rhithrogena semicolorata* (tote Larven) wurden mittels probit-Transformation die LC_{50} berechnet. Die Werte wurden als Verhältnis tote Larven zu Summe der wiedergefundenen Larven (tot bzw. emigriert) eingesetzt und um die Kontroll-Mortalität korrigiert. Hierzu wurde die Formel von Abbott (1925) verwendet.

Für *R. semicolorata* und *Seratella ignita* wurden die EmT_{50} [d] (Zeitpunkt, an dem 50 % der Larven emigriert waren) und die EmP_{95} [d] (Zeitspanne, innerhalb derer 95 % der Larven emigriert waren) aus der kumulativen Emergenz/Zeit-Grafik berechnet. Für die EmT_{50} wurde der Median verwendet und die EmP_{95} wurde mittels graphischer Interpolation ermittelt. Da in den Expositionsgefäßen zu wenige Imagines für eine solche Analyse gefunden wurde, konnte sie nur für die Imagines in der Fließrinne durchgeführt werden.

3 Ergebnisse und Diskussion

3.1 Fenoxycarb

3.1.1 Applikation und Nachweis im Wasser der Fließbrinnen

Die Ergebnisse der Fenoxycarb Analysen im Wasser der Fließbrinnen (Tab. 12) zeigen, dass eine Stunde nach der Applikation (t_0) die angestrebten Soll-Konzentrationen gut erreicht worden waren, wobei in der Fließrinne 0,05 nur etwa 50 % der Soll-Konzentration gemessen wurde. Im weiteren Verlauf des Experimentes konnte zum Zeitpunkt t_5 in den Fließbrinnen 0,05 und 0,5 Fenoxycarb nicht mehr nachgewiesen werden und in der Fließrinne 5 bzw. 50 wurden noch 0,45 bzw. $26,22 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb bestimmt. Zum Zeitpunkt t_{12} konnte Fenoxycarb nur noch in der Fließrinne 50 mit einer Konzentration von $0,15 \mu\text{g L}^{-1}$ bestimmt werden. Danach war im Wasser aller Fließbrinnen Fenoxycarb nicht mehr nachweisbar. Nach dem Zeitpunkt t_{26} wurden daher keine Messungen mehr durchgeführt. In der Kontrolle war Fenoxycarb nicht nachweisbar (nn; NWG: $0,5 \text{ ng L}^{-1}$).

Tab. 12: Konzentrationen von Fenoxycarb [$\mu\text{g L}^{-1}$] im Wasser der Fließbrinnen [nn = nicht nachweisbar, NWG: $0,5 \text{ ng L}^{-1}$].

Datum	Fließrinne Tag	Fenoxycarb [$\mu\text{g L}^{-1}$]			
		0,05	0,5	5	50
27.04.00	0	0,02	0,56	4,42	53,8
02.05.00	5	nn	nn	0,45	26,22
09.05.00	12	nn	nn	nn	0,15
17.05.00	19	nn	nn	nn	nn
24.05.00	26	nn	nn	nn	nn

Es ist aber zu erkennen, dass die Abnahme mit steigender Konzentration langsamer war. So waren zum Zeitpunkt t_5 in der Fließrinne 5 nur noch etwa 10 % nachweisbar, während in der höchsten Konzentration noch etwa 50 % Fenoxycarb nachgewiesen werden konnte. In der letzteren waren zum Zeitpunkt t_{12} nur noch 0,57 % der Menge im Vergleich zum voran-

gegangenen Zeitpunkt nachweisbar. Bei der Abnahme der Konzentration in der Fließrinne 50 ist zu berücksichtigen, dass zwischen dem ersten und zweiten Messzeitpunkt 5 Tage, und zwischen dem zweiten und dritten 7 Tage liegen.

Fenoxycarb war im Wasser aller Fließrinnen nach 19 Tagen nicht mehr nachweisbar. Eine DT_{50} durch Anpassung einer Kinetik erster Ordnung konnte aufgrund der schnellen Abnahme der Substanz im Wasser nicht berechnet werden. Sie liegt in der höchsten Konzentration bei ca. 5 Tagen und ist in den anderen Ansätzen geringer. Die schnelle Abnahme der Fenoxycarb-Konzentration im Wasser wurde in verschiedenen Studien der Firma Syngenta AG ebenfalls beschrieben. Dabei hat sich in Untersuchungen mit radioaktiv markiertem Fenoxycarb gezeigt, dass die schnelle Abnahme von Fenoxycarb in der Wasserphase durch eine Verlagerung der Substanz in das Sediment verursacht wird. Dies ist in Übereinstimmung mit der Mackay-Berechnung (siehe 2.3.1.1). Die DT_{50} von etwa 5 Tagen in der Fließrinne 50 entspricht ungefähr den Ergebnissen der Syngenta-Studien (2,7 d Standgewässer; 1,3 d Fließwässern; Syngenta AG, pers. Mitteilung). Schaefer et al. (1987) berichten ebenfalls von einem Verschwinden von Fenoxycarb aus der Wasserphase durch Bindung an das Sediment.

Im Sediment unterliegt Fenoxycarb bei aeroben Bedingungen, wie sie in den Fließrinnen zu finden waren, einem schnellen biologischem Abbau (Syngenta AG, pers. Mitteilung). Die Analytik wurde hauptsächlich durchgeführt, um für die Wiederbesiedelung mit *Serratia ignita* in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen die Fenoxycarb-Konzentration im Futter zu ermitteln. Es wurde kein spezielles Verfahren für die Analyse von Fenoxycarb im FPOM entwickelt (mit besonderen Extraktions- und Anreicherungsschritten), sondern es wurde versucht Fenoxycarb mit der gleichen Methode, wie in Kap. 2.3.1.2 beschrieben, nachzuweisen. Dies ist jedoch nicht gelungen und die berechnete Nachweisgrenze von 149 mg kg^{-1} ist auf Grund der unzureichenden Absicherung des Verfahrens für diese Analytik nicht valide.

Der Abbau von Fenoxycarb ist nur ansatzweise aufgeklärt, trotzdem sind einige Metabolite bekannt (Syngenta AG, pers. Mitteilung). Einer dieser Metabolite ist das 4-Phenoxy-Phenol, welches durch Hydroxilierung entsteht (Abb. 21).

3.1.2 Physikalisch-chemische Analysen

Die Zeitangaben bei den Darstellungen der physikalisch-chemischen Ergebnisse beziehen sich immer auf den in Abb. 10 dargestellten Zeitstrahl. Die Fließbrinnen werden nach ihren Nominal-Konzentrationen bezeichnet. Die Bestimmung der physikalischen Variablen begann zum Zeitpunkt t_{-3} , der chemischen Variablen zum Zeitpunkt t_{-23} und endete zum Zeitpunkt t_{96} bzw. t_{97} .

3.1.2.1 Temperatur

Die Temperaturen im Wasser der Fließbrinnen werden durch eine Kühlung kontrolliert und waren auf $15 \pm 1 \text{ °C}$ eingestellt. Der Verlauf der Temperaturen in den Fließbrinnen ist relativ konstant (Abb. 22).

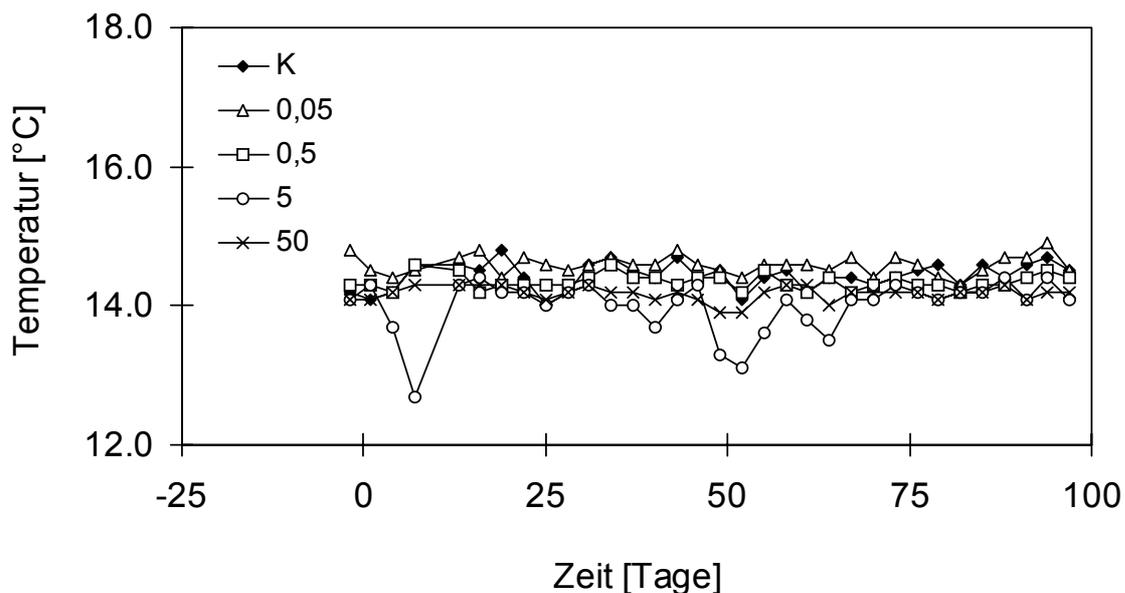


Abb. 22: Verlauf der Temperaturen des Wassers in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Die in Tab. 13 dargestellten Mediane zeigen, dass der Mittelwert für alle Fließbrinnen mit etwa $14,3 \text{ °C}$ geringfügig unterhalb des Sollwertes von 15 °C liegt. Die vorgegebene Schwankung von $\pm 1 \text{ °C}$ wird dabei in allen Fließbrinnen eingehalten, nur in der Fließrinne 5 gab es zum Zeitpunkt t_6 einen Wert der außerhalb der Schwankungsbreite lag.

Tab. 13: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Temperaturen des Wassers in den Fließrinnen [°C]

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	14,4	14,6	14,3	14,1	14,2
Min	14,0	14,3	14,2	12,7	13,9
Max	14,8	14,9	14,6	14,4	14,3

3.1.2.2 Sauerstoff

In Abb. 23 ist der Verlauf der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen dargestellt. Sie waren vor der Applikation von Fenoxycarb im Wasser der Fließrinnen ähnlich und zeigen auch nach der Applikation nur geringfügige Unterschiede.

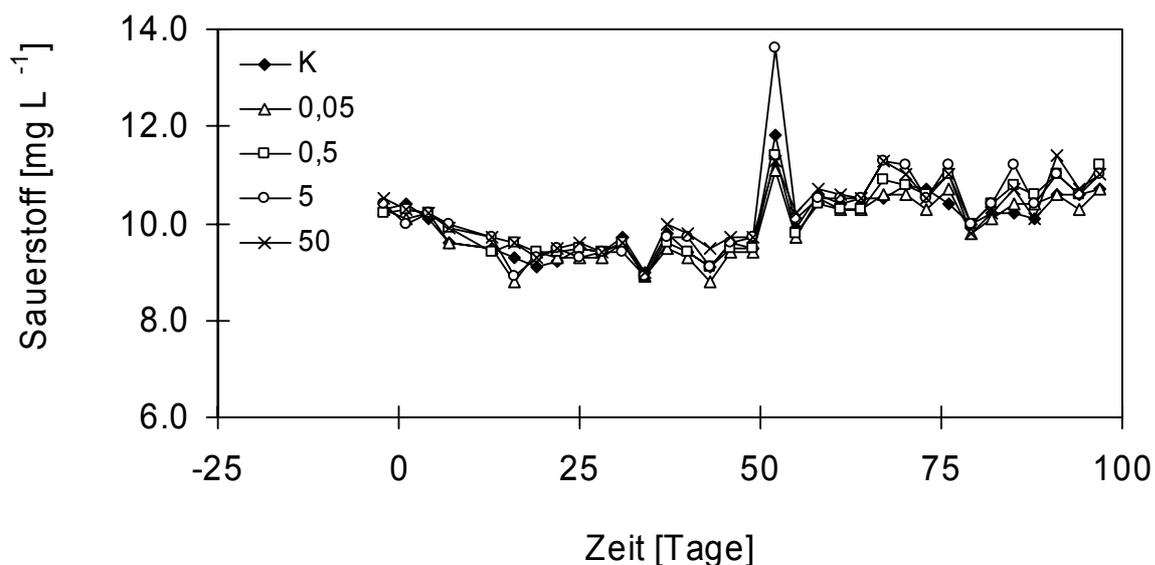


Abb. 23: Verlauf der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Der zum Zeitpunkt t_{51} sichtbare Unterschied der Sauerstoff-Konzentrationen im Vergleich zum vorhergehenden bzw. zum nachfolgenden Probenahmetermin könnte durch hohe Biomassen des Periphytons und dessen erhöhte Freisetzung von Sauerstoff während der Photosynthese erklärt werden. Allerdings waren zu diesem Zeitpunkt die Trockenmassen des Aufwuchses im Vergleich zum vorangegangenen bzw. nachfolgenden Zeitpunkt ähnlich. Deshalb ist die Erhöhung der Sauerstoff-Konzentrationen wahrscheinlich auf einen Fehler bei der Messung zurückzuführen. Die Sonde ist anschließend gereinigt und neu kalibriert worden.

Die in Tab. 14 dargestellten Mediane und minimalen und maximalen Sauerstoff-Konzentrationen zeigen, dass in keiner Fließrinne Werte gemessen wurden, die für die Organismen in den Fließrinnen als kritisch zu bezeichnen wären. Ladewig (2004) bestimmte im Lockwitzbach in den Jahren 2000 - 2001 Sauerstoff-Konzentrationen im Bereich von 8,2 - 12,0 mg L⁻¹. Als Qualitätskriterium für einen 28-d Sediment-Test mit *Lumbriculus variegatus* ist eine Sauerstoff-Konzentration von mindestens 2,5 mg L⁻¹ angegeben (US EPA, 2000). In Abhängigkeit der Fließgeschwindigkeit (0 - 6 cm sec⁻¹) tolerieren Eintagsfliegen-Larven der Gattung *Rhithrogena spec.* minimale Sauerstoff-Konzentrationen zwischen 3 und 6 mg L⁻¹ (Jaag & Ambühl, 1964). *Ephemerella spec.* ist unempfindlicher und toleriert auch noch minimale Werte um 1 mg L⁻¹ (Jaag & Ambühl, 1964).

Tab. 14: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen [mg L⁻¹]

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	10,1	10,1	10,2	10,1	10,2
Min	9,0	8,8	8,9	8,9	9,0
Max	11,8	11,1	11,4	13,6	11,4

3.1.2.3 pH-Wert

In Abb. 24 ist der Verlauf der Wasserstoffionenkonzentrationen dargestellt. Die pH-Werte zeigten keine großen Schwankungen. Der Wert zum Zeitpunkt t₃₆ war in allen Fließrinnen im Vergleich zum vorhergehenden bzw. nachfolgenden Messzeitpunkt deutlich erhöht. Diese erhöhten pH-Werte wurden zu einem Zeitpunkt gemessen, nachdem Nitrat in das Wasser der Fließrinnen zugegeben worden war. Eine direkte chemische Reaktion von Nitrat im Wasser, die zu einer Erhöhung des pH-Wertes führen könnte, ist auszuschließen. Ob andere Prozesse dafür verantwortlich sein können ist nicht bekannt. Auch der Anstieg des pH-Wertes in der Kontrolle zum Zeitpunkt t₄₂ ist nicht klar.

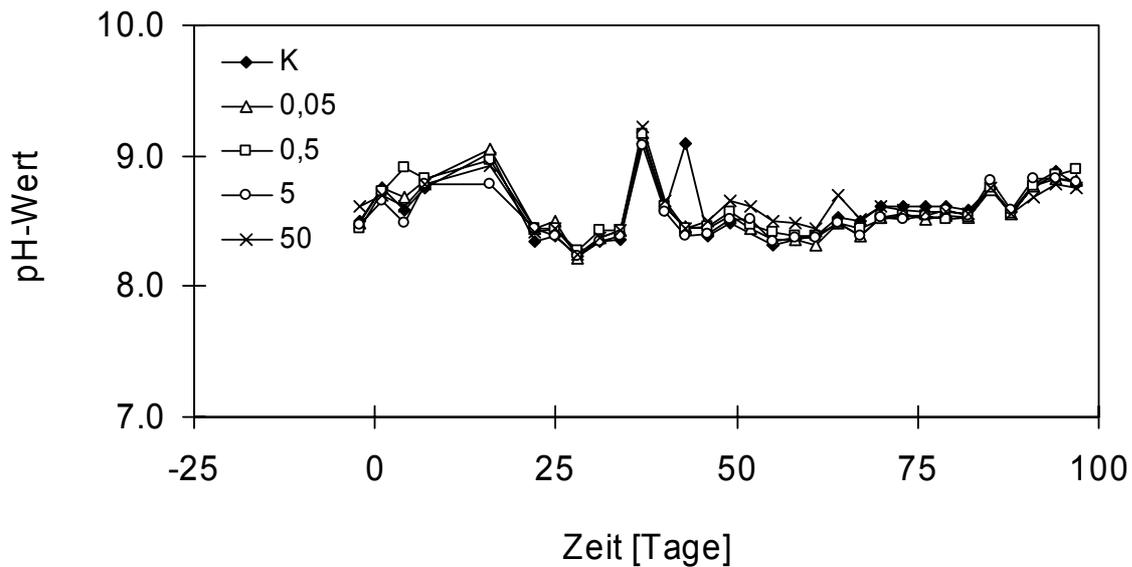


Abb. 24: Verlauf der pH-Werte im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 mg L⁻¹ Fenoxycarb]

Aus den in Tab. 15 dargestellten Mediane, Minimal- und Maximalwerten für den pH-Wert ist zu erkennen, dass die Werte im gesamten Verlauf des Experimentes zwischen 8,2 und 9,1 lagen. Ein negativer Einfluss durch den pH-Wert auf die Organismen in den Fließbrinnen unwahrscheinlich ist. Im Lockwitzbach lag in den Jahren 2000 - 2001 der pH-Wert im Bereich von 6,4 - 8,5 (Ladewig, 2004).

Tab. 15: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der pH-Werte im Wasser in den Fließbrinnen

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	8,6	8,5	8,5	8,5	8,6
Min	8,2	8,2	8,3	8,2	8,3
Max	9,1	9,1	9,2	9,1	9,2

3.1.2.4 Leitfähigkeit

Die Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen im Verlauf des Experimentes sind in Abb. 25 dargestellt. Vor der Applikation von Fenoxycarb betrug die Leitfähigkeit in allen Fließbrinnen etwa 250 $\mu\text{S cm}^{-1}$. Bis zum Zeitpunkt t_{27} zeigte sich kaum eine Veränderung bei der Leitfähigkeit, obwohl bis zu diesem Zeitpunkt schon mehrfach Salze ($\text{Na}_2\text{SiO}_3 \times 5\text{H}_2\text{O}$ und NaHPO_4) zugegeben worden waren. Die zugegeben Salze wurden im Zuge des Wachstums vom Aufwuchs aufgenommen und Freisetzungprozesse durch Absterben spielten in diesem Zeitraum eine untergeordnete Rolle. Dies spiegelt sich in der Dynamik der Aufwuchs-

biomasse bis zum Zeitpunkt t_{24} wider, die in Kap. 3.1.3 ausführlich dargestellt ist. Die deutliche Zunahme zum Zeitpunkt t_{30} ist mit der Zugabe von NaNO_3 begründet. Ab dem Zeitpunkt t_{54} kommt es in allen Fließbrinnen zu einem ähnlichen Anstieg der Leitfähigkeit, die am Ende des Experimentes etwa $360 \mu\text{S cm}^{-1}$ betrug. Für diesen Anstieg gibt es verschiedene Ursachen. Einerseits wurden mehrfach Salze dazugegeben. Andererseits kommt es im Aufwuchs ab dem Zeitpunkt t_{47} zu einer Abnahme der Biomasse. Dies führt zu einer Erhöhung des POM (Particulate Organic Matter) in den Fließbrinnen. Durch Abbauprozesse innerhalb des POM Pools werden vermehrt Salze freigesetzt, die zur Erhöhung der Leitfähigkeit führen. Gleichzeitig führt der Rückgang der Aufwuchsbiomasse bzw. des Wachstums innerhalb des Aufwuchses zu geringeren Aufnahmen von Salzen. All diese Prozesse führen zu einer Erhöhung der Leitfähigkeit. Außerdem spielt auch die Verdunstung von Wasser eine Rolle, dass durch Leitungswasser ersetzt wurde. Bei der Verdunstung des Wassers bleiben die Salze im Wasser der Fließbrinnen zurück, so dass dies ebenfalls zur Erhöhung der Leitfähigkeit führt.

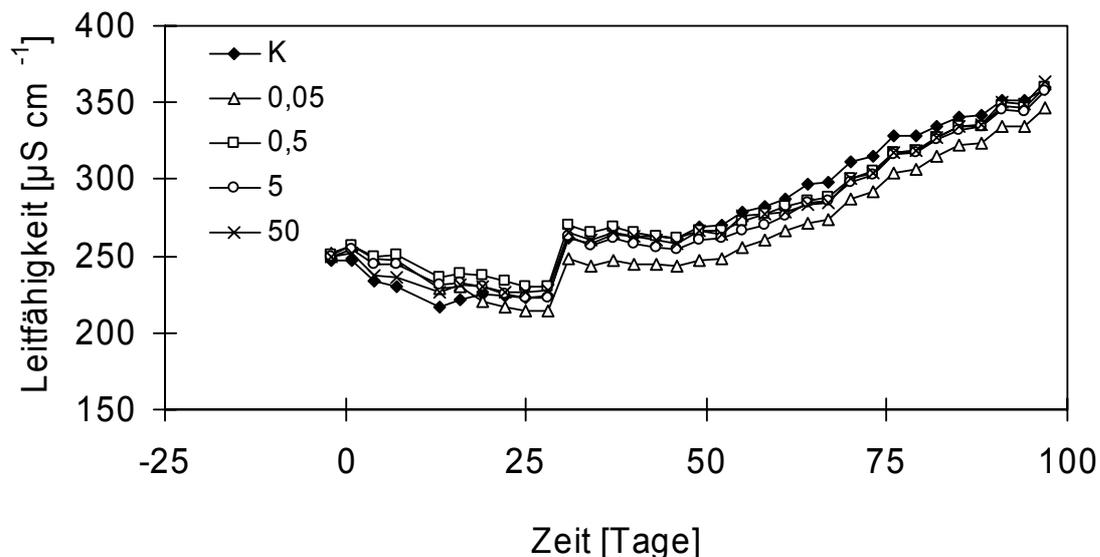


Abb. 25: Verlauf der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].

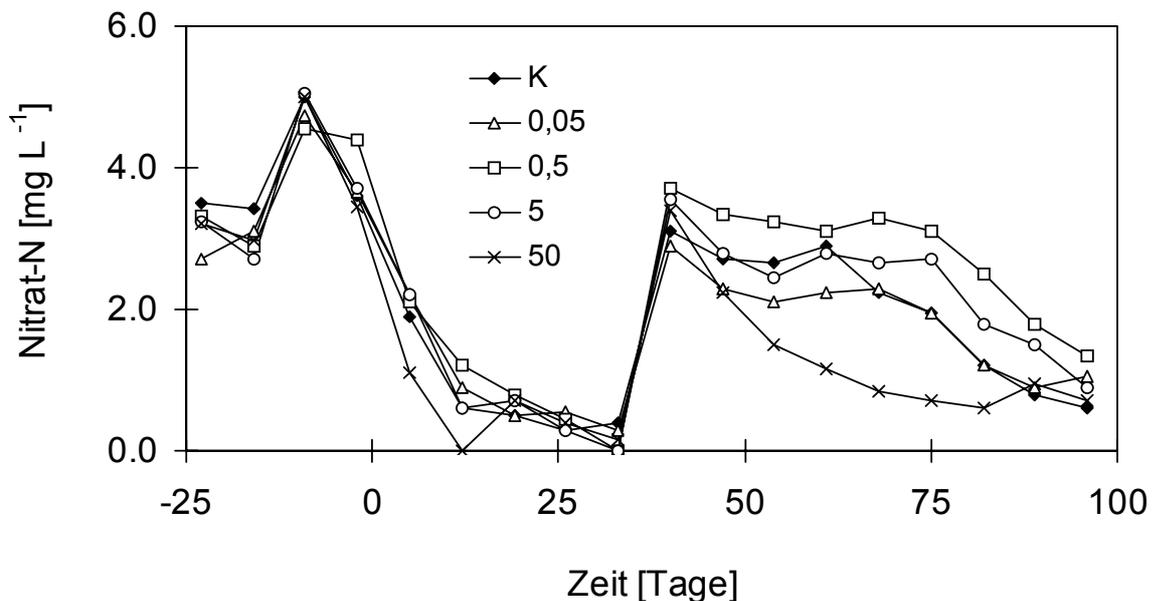
Die in Tab. 16 dargestellten Mediane, Minimal- und Maximalwerte für die Leitfähigkeit zeigen, dass im Verlauf des Experimentes keine Werte gemessen worden waren, die für die Entwicklung der Organismen in den Fließbrinnen kritisch gewesen sein können. Ladewig (2004) bestimmte im Lockwitzbach in den Jahren 2000 - 2001 eine Leitfähigkeit von $267 - 908 \mu\text{S cm}^{-1}$. Brehm & Meijering (1996) bestimmten in Waldbächen bzw. kleinen Flüssen im Buntsandsteingebirge Werte von $150 - 400 \mu\text{S cm}^{-1}$.

Tab. 16: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließrinnen [$\mu\text{S cm}^{-1}$]

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	270	252	268	262	265
Min	217	215	230	222	226
Max	359	346	360	357	363

3.1.2.5 Nitrat-N

Die Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen sind in Abb. 26 dargestellt. Zu Beginn des Experimentes lagen die Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen zwischen $2,7$ und $3,5 \text{ mg L}^{-1}$. Nach einem leichten Anstieg auf etwa 5 mg L^{-1} zum Zeitpunkt $t_{.8}$ ist ein Rückgang in allen Fließrinnen bis zum Zeitpunkt t_{34} zu erkennen. Nach der Zugabe von NaNO_3 in das Wasser der Fließrinnen zum Zeitpunkt t_{41} stiegen die Werte in allen Fließrinnen wieder auf etwa $3,3 \text{ mg L}^{-1}$ an.

Abb. 26: Verlauf der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb].

Danach gehen die Konzentrationen in allen Fließrinnen bis zum Zeitpunkt t_{97} auf einen Wert von etwa $0,92 \text{ mg L}^{-1}$ zurück. Hierbei zeigt sich jedoch, dass die Konzentrationen in der Kontrolle, der Fließrinne 0,05 und 5 einen ähnlichen Verlauf haben, die Konzentration in Fließrinne 50 deutlich geringer war im Vergleich zur Kontrolle und in der Fließrinne 0,5 größer war.

Tab. 17: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: $0,02 \text{ mg L}^{-1}$)

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	2,1	2,2	3,0	2,6	1,0
Min	0,3	0,3	nn	nn	nn
Max	5,0	4,8	4,6	5,1	5,0

Die in Tab. 17 aufgelisteten Mediane sowie Minimal- und Maximalwerte für die Nitrat-N-Konzentration im Wasser der Fließbrinnen zeigen, dass keine Konzentrationen gemessen wurden, die für die Entwicklung der Organismen kritisch sind. Für *Lumbriculus variegatus* beträgt die akute Toxizität (LC_{50} , 96 h) von Nitrat bei $42,8 \text{ mg L}^{-1}$ (Leppchen, 2002) deutlich oberhalb der in den Fließbrinnen gemessenen Maximalwerte. Ladewig (2004) bestimmte im Lockwitzbach in den Jahren 2000 - 2001 Nitrat-N-Konzentrationen im Bereich von $4,1 - 14,2 \text{ mg L}^{-1}$. Stickstofflimitation (bezogen auf Nitrat) von Periphyton wurde erst bei $0,05 - 0,1 \text{ mg L}^{-1}$ beobachtet (Borchardt, 1996; Grimm & Fisher, 1986). Tank & Dodds (2003) konnten mit Bioassays eine Stickstofflimitation für Periphyton im Sycamore Creek, Arizona (USA) bei Konzentrationen von $9 \mu\text{g L}^{-1}$ feststellen. Zum Zeitpunkt t_{15} lag die Nitrat-Konzentration in der Fließrinne 50 unterhalb der Nachweisgrenze und damit im Bereich einer möglichen Limitation, ebenso zum Zeitpunkt t_{33} in der Fließrinne 0,5 und 5.

3.1.2.6 Nitrit-N

In Abb. 27 sind die Verläufe der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen dargestellt. Zu Beginn des Experimentes waren die Konzentrationen in den Fließbrinnen $0,001 \text{ mg L}^{-1}$. Im weiteren Verlauf bis t_{34} kam es zu einem mehr oder weniger ausgeprägten Anstieg und anschließend zu einem Abfall der Konzentrationen. Zum Zeitpunkt t_{41} kam es zu einem Anstieg, der in der Zugabe von NaNO_3 begründet ist. Nitrit ist ein Zwischenprodukt der Nitrat-Ammonifikation. Der weitere Verlauf bis zum Ende des Experimentes zeichnet sich durch einen Anstieg mit anschließendem Abfall aus, wobei deutliche Unterschiede zu beobachten waren. Im Vergleich zur Kontrolle zeichnet sich die Konzentration in der Fließrinne 50 durch niedrigere und die Konzentrationen in den Fließbrinnen 0,05, 0,5 und 5 durch höhere Werte aus. Der Abfall erfolgt in der Fließrinne 5 zuerst. Zum Ende des Experimentes betragen die Konzentrationen etwa $0,003 \text{ mg L}^{-1}$, bis auf die Konzentration in

der Fließrinne 0,5, die zu diesem Zeitpunkt lediglich auf $0,058 \text{ mg L}^{-1}$ zurückgegangen war.

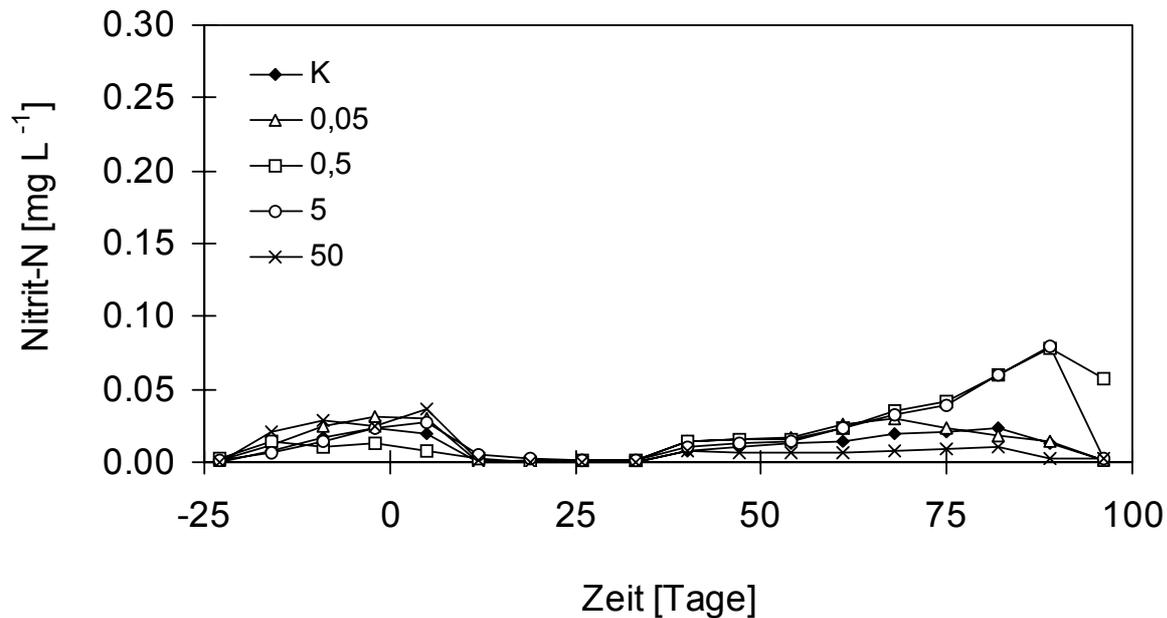


Abb. 27: Verlauf der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In Tab. 18 sind die Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen dargestellt. Es wurden keine Konzentrationen gemessen, die für die Entwicklung der Organismen kritisch waren. Für *Lumbriculus variegatus* beträgt die akute Toxizität (LC_{50} , 96 h) von Nitrit $\geq 10,9 \text{ mg L}^{-1}$ (in der höchsten getesteten Konzentration wurden keine Effekte beobachtet. Leppchen, 2002) deutlich oberhalb der in den Fließbrinnen gemessenen Maximalwerte. Volpers (1995) konnten für *Limnodrilus hoffmeisteri* und *Tubifex tubifex* bei einer Nitrit-Konzentration von 4 mg L^{-1} keinen Effekt auf die Defäkationsrate beobachten. Ladewig (2004) bestimmte im Lockwitzbach in den Jahren 2000 - 2001 Nitrit-N-Konzentrationen bis zu $0,79 \text{ mg L}^{-1}$.

Tab. 18: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: $0,002 \text{ mg L}^{-1}$)

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	0,011	0,015	0,015	0,013	0,007
Min	nn	nn	nn	nn	nn
Max	0,024	0,032	0,078	0,080	0,037

3.1.2.7 Ammonium-N

In Abb. 28 sind die Verläufe der Ammonium-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen dargestellt. Zu Beginn des Experimentes betrug die Konzentration in allen Fließrinnen etwa $0,024 \text{ mg L}^{-1}$, wobei die Kontrolle mit $0,037 \text{ mg L}^{-1}$ etwas höher lag. Im Zeitraum t_8 bis t_{20} schwankten die Werte im Wasser der Fließrinnen etwas und lagen zwischen $0,041 \text{ mg L}^{-1}$ und der Nachweisgrenze. Danach kam es in allen Fließrinnen zu einem ähnlich Anstieg der Konzentrationen bis zum Zeitpunkt t_{48} auf etwa $0,048 \text{ mg L}^{-1}$. Danach streuten die Werte in den Fließrinnen deutlich, wobei die Unterschiede zum Zeitpunkt t_{61} am größten waren. In der Kontrolle und der Fließrinne 50 lagen die Konzentrationen unterhalb der Nachweisgrenze. Im Gegensatz dazu stiegen die Konzentrationen in den Fließrinnen 0,05 und 0,5 auf etwa $0,1 \text{ mg L}^{-1}$ an. Der Grund für diese extremen Unterschiede zu diesem Zeitpunkt ist unklar. Am Ende des Experimentes lagen die Konzentrationen in allen Fließrinnen bei etwa $0,024 \text{ mg L}^{-1}$.

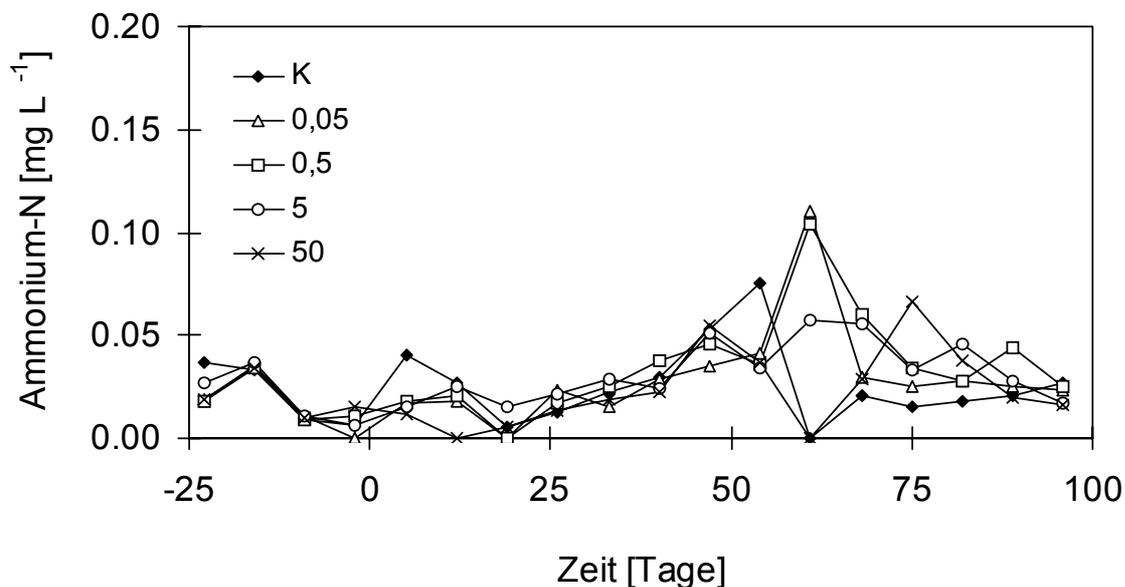


Abb. 28: Verlauf der Ammonium-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Die in Tab. 19 dargestellten Mediane, Minimal- und Maximalwerte zeigen, dass im Verlauf des Experimentes keine Konzentrationen aufgetreten sind, die für die Entwicklung der Organismen kritisch waren. Für *Lumbriculus variegatus* beträgt die akute Toxizität (LC_{50} , 96 h) von Ammonium $\geq 22,4 \text{ mg L}^{-1}$ (in der höchsten getesteten Konzentration wurden keine Effekte beobachtet. Leppchen, 2002) deutlich oberhalb der in den Fließrinnen gemessenen

Maximalwerte. Schubauer-Berigan et al. (1995) ermittelten die LC_{50} für Ammonium bei unterschiedlichen pH-Werten und einer Temperatur von 25 °C. Für *L. variegatus* beträgt bei pH 7,2 die LC_{50} (96 h) 75,4 mg L⁻¹ (pH 7,8: 21,4 mg L⁻¹; pH 8,6: 6,6 mg L⁻¹). Für *C. tentans* betragen die LC_{50} -Werte 233, 186 und 82,4 mg L⁻¹. Volpers (1995) konnte für *Limnodrilus hoffmeisteri* und *Tubifex tubifex* bis zu einer Ammonium-Konzentration von 8 mg L⁻¹ keinen Effekt auf die Defäkationsrate beobachten. Ladewig (2004) bestimmte im Lockwitzbach in den Jahren 2000 - 2001 Ammonium-N-Konzentrationen bis zu 14,2 mg L⁻¹.

Tab. 19: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Ammonium-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen [mg L⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,01 mg L⁻¹)

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	0,022	0,024	0,027	0,027	0,019
Min	nn	nn	nn	nn	nn
Max	0,076	0,110	0,104	0,057	0,066

Ammoniak ist für Wasserorganismen bezogen auf die akute Toxizität jedoch wichtiger als das Ammonium. Aus dem Dissoziationsgleichgewicht kann die resultierende Ammoniak-Konzentration nach folgender Formel berechnet werden (Hamm, 1991):

$$NH_3 = \frac{NH_4^+ + NH_3}{1 + 10^{\left(0,0918 + \frac{2729,92}{273,2+T}\right) - pH}}$$

T: Temperatur; $NH_4^+ + NH_3$: Gesamtammonium-Konzentration

Daraus ergibt sich für Fließrinnen 0,05 eine maximale Ammoniak-Konzentration von 0,006 mg L⁻¹. Für *Limnodrilus hoffmeisteri* beträgt die LC_{50} (96 h) für Ammoniak 1,6 mg L⁻¹ und für *Chironomus riparius* 1,4 mg L⁻¹ (Williams et al., 1986). Diese Effekt-Konzentrationen liegen 233 bis 267fach höher, als die maximalen Konzentrationen in den Fließrinnen. Somit kann auch davon ausgegangen werden, dass keine für die Organismen kritischen Ammoniak-Konzentrationen auftraten.

3.1.2.8 orthoPhosphat-P

In Abb. 29 sind die orthoPhosphat-P-Konzentrationen des Wassers in den Fließrinnen im Verlauf des Experimentes dargestellt. Zu Beginn des Experimentes lagen die Konzentrationen von vier Fließrinnen etwa bei $0,006 \text{ mg L}^{-1}$; die Konzentration in der Fließrinne 50 war jedoch mit $0,024 \text{ mg L}^{-1}$ deutlich höher. Durch Zugabe von NaHPO_4 in das Wasser der Fließrinnen erhöhten sich die Konzentrationen zunächst auf etwa $0,038 \text{ mg L}^{-1}$, gingen dann aber im Zuge der Zunahme der Aufwuchs-Biomasse auf unterhalb der Nachweisgrenze ($0,005 \text{ mg L}^{-1}$) zum Zeitpunkt t_1 zurück. Die Werte blieben im Verlauf des Experimentes trotz 5-maliger Zugabe von NaHPO_4 fast immer unter der Nachweisgrenze, mit Ausnahme der Zeitpunkte t_{55} und t_{97} . Die Gesamtmenge an Phosphat, die im Verlauf des Experimentes zugegeben wurde, lag zwischen 105 und 114 mg (Tab. 20).

Tab. 20: Zugegebene Phosphatmenge zum Wasser der einzelnen Fließrinnen im Fenoxycarb-Experiment

	K	0,05	0,5	5	50
Zugabe [mg]	114	111	110	109	105

Zu diesen Zeitpunkten wurden in den Fließrinnen 0,05 und 0,5 Konzentrationen von $0,054$ bzw. $0,041 \text{ mg L}^{-1}$ bestimmt. In der Fließrinne 5 betrug die Konzentration am Ende des Experimentes $0,056 \text{ mg L}^{-1}$. Es ist unklar, warum an diesen beiden Terminen die Konzentrationen in den entsprechenden Fließrinnen so deutliche Unterschiede zeigten.

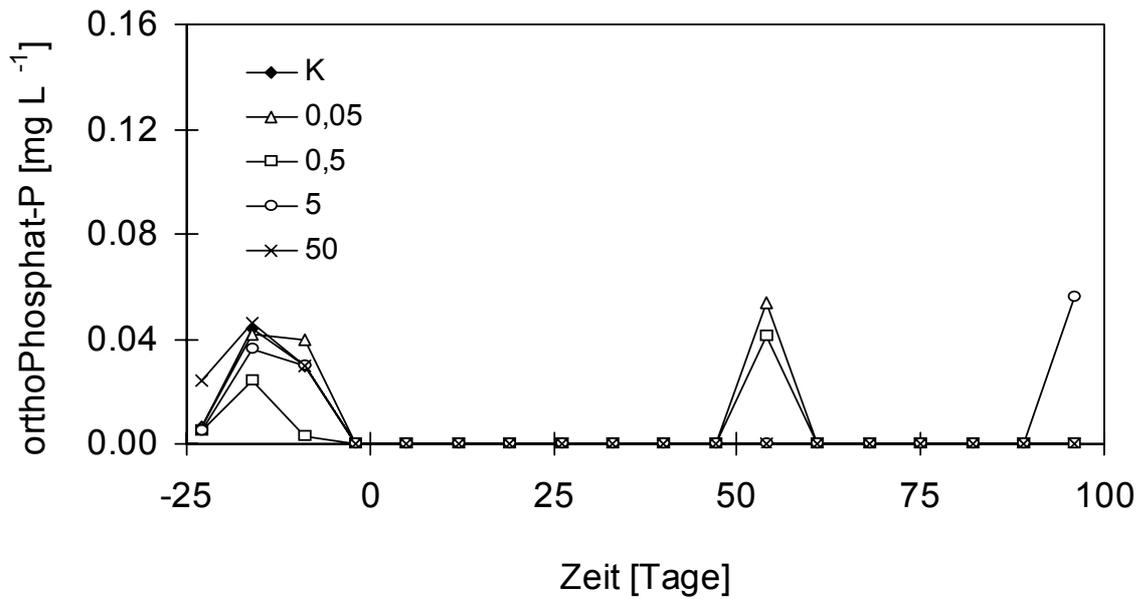


Abb. 29: Verlauf der orthoPhosphat-P-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Da die Konzentrationen häufig unterhalb der Nachweisgrenze von $0,005 \text{ mg L}^{-1}$ lagen, ist es nicht sinnvoll, Mediane zu berechnen. Die maximalen Konzentrationen betragen in der Kontrolle $0,044 \text{ mg L}^{-1}$, in der Fließrinne 0,05 $0,054 \text{ mg L}^{-1}$, in der Fließrinne 0,5 $0,041 \text{ mg L}^{-1}$, in der Fließrinne 5 $0,056 \text{ mg L}^{-1}$ und in der Fließrinne 50 $0,046 \text{ mg L}^{-1}$.

Ein Vergleich der der orthoPhosphat-P-Konzentration im Wasser der Fließbrinnen zeigt, dass so geringe Werte bestimmt worden waren, die für die Entwicklung der Organismen in den Fließbrinnen unkritisch waren. In vielen kleineren Fließgewässern, die in einem Einzugsgebiet mit Wald und Landwirtschaft liegen, sind Phosphatkonzentrationen von $0,05 \text{ mg L}^{-1}$ häufig zu beobachten (Brehm & Meijering, 1996). Die Wachstumsrate von epilithischen Bacillariophyceen ist bei orthoPhosphat-Konzentrationen von $0,3 - 0,6 \mu\text{g L}^{-1}$ gesättigt (Bothwell, 1988). In anderen Arbeiten wurde eine beginnende Limitation ab $3 \mu\text{g L}^{-1}$ beobachtet (Bothwell, 1985). Da im sich entwickelnden Aufwuchs jedoch die Transportprozesse behindert sind (Borchardt, 1996), sind höhere orthoPhosphat-Konzentrationen ($8 - 50 \mu\text{g L}^{-1}$, Horner et al., 1990; Bothwell, 1989) für das Erreichen der maximalen benthischen Algenbiomasse nötig. Diese besondere Situation der möglichen Nährstofflimitierung des Aufwuchses mit Phosphor wird in Kap. 3.1.3 diskutiert.

3.1.2.9 Silikat-Si

Der Verlauf der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen ist in Abb. 30 dargestellt.

Zu Beginn des Experimentes lagen die Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen bei etwa $1,6 \text{ mg L}^{-1}$. Danach erfolgte ein deutlicher Rückgang und die Konzentrationen lagen unterhalb der Nachweisgrenze. Zum Zeitpunkt t_8 stieg die Konzentration, bedingt durch eine Zugabe von $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \times 5 \text{ H}_2\text{O}$ wieder an und betrug etwa $2,5 \text{ mg L}^{-1}$ in allen Fließrinnen. Der anschließende Rückgang ist im Wachstum insbesondere der Bacillariophyceen begründet. Die Gesamtmenge an Silikat, die im Verlauf des Experimentes zugegeben wurde, lag zwischen 48,0 und 61,5 g (Tab. 21).

Tab. 21: Zugegebene Silikatmenge zum Wasser der einzelnen Fließrinnen im Fenoxycarb-Experiment

	K	0,05	0,5	5	50
Zugabe [g]	61,5	48,0	60,8	56,6	57,7

Die Biomasse der Bacillariophyceen hat auch auf den weiteren Verlauf der Si-Konzentration einen entscheidenden Einfluss und wird in Kap. 3.1.3 diskutiert. Der weitere Verlauf der Si-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen ist ähnlich, obwohl zu den einzelnen Messzeitpunkten Unterschiede auftraten. So erfolgte die Erhöhung der Si-Konzentration in den Fließrinnen 50 und 0,05 und der Kontrolle früher im Vergleich zu den Fließrinnen 0,5 und 5. Danach geht die Konzentration mit Schwankungen in der Tendenz in allen Fließrinnen bis zum Zeitpunkt t_{69} zurück und lag ab dem Zeitpunkt t_{83} unterhalb der Nachweisgrenze. Dieser Verlauf ist einerseits durch die regelmäßige Zugabe von $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \times 5 \text{ H}_2\text{O}$ zu erklären, steht aber andererseits eng mit der Dynamik der Bacillariophyceen in Zusammenhang, für die Si ein Makroelement ist.

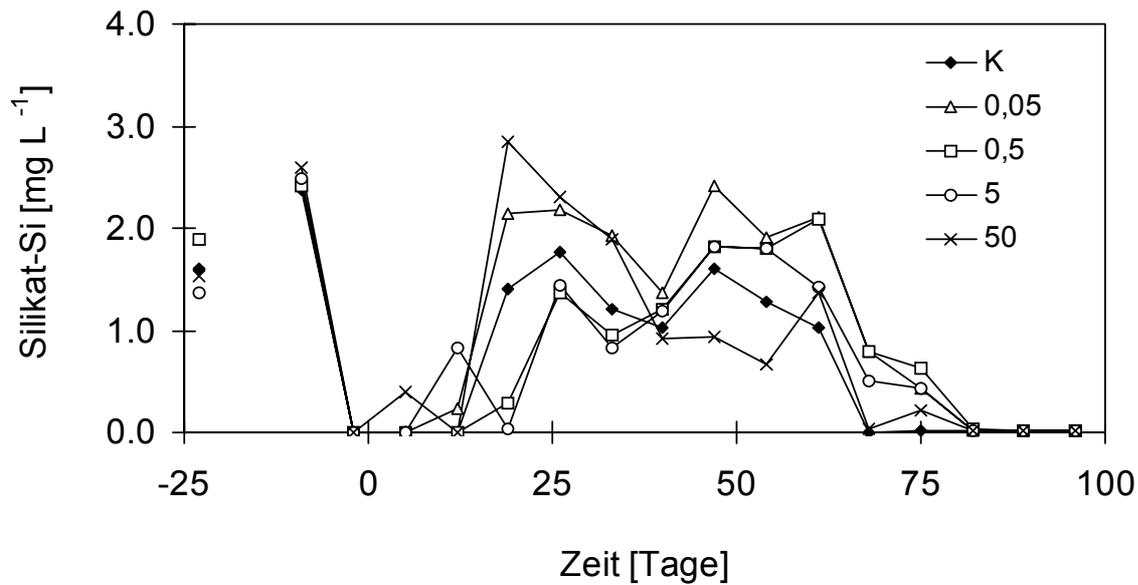


Abb. 30: Verlauf der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Die in Tab. 22 dargestellten Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Si-Konzentrationen zeigten keine Konzentrationen, die für die Entwicklung der Organismen in den Fließbrinnen kritisch waren, wobei die besondere Situation der Bacillariophyceen gesondert diskutiert wird (Kap. 3.1.3).

Tab. 22: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Silikat-Si-Konzentrationen im Wassers in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: $0,01 \text{ mg L}^{-1}$)

	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Median	0,5	1,1	0,7	0,7	0,5
Min	nn	nn	nn	nn	nn
Max	2,4	2,5	2,4	2,5	2,8

Die maximale Differenz der Mediane betrug $0,6 \text{ mg L}^{-1}$ und hat keine Relevanz für die Entwicklung der Organismen mit Ausnahme der Bacillariophyceen. Für Silikat kann eine akute Toxizität für die Organismen ausgeschlossen werden, da die maximalen Konzentrationen in einem Bereich liegen, der in Fließgewässern häufig zu beobachten ist (Allan, 1995; Brehm & Meijering, 1996; Hill et al., 1994b).

3.1.2.10 Zusammenfassung

In Tab. 23 sind die Mediane, maximalen und minimalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen des Wassers in den Fließbrinnen zusammengestellt. Es sind in keinem Fall Konzentrationen bestimmt worden, die für die Entwicklung der Organismen kritisch waren. Die gemessenen Konzentrationen lagen in einem Bereich, der häufig auch in natürlichen Fließgewässern beobachtet wird und so weit bekannt auch deutlich unterhalb der akuten Toxizität. Für den Aufwuchs wird die Nährstofflimitierung gesondert diskutiert.

Tab. 23: Zusammenstellung der Mediane, minimalen und maximalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen (nn = nicht nachweisbar, NWG siehe Kap. 2.1.4)

	Fließrinne	Kontrolle	0,05	0,5	5	50
Variable	Einheit					
Temperatur	[°C]	14,4	14,6	14,3	14,1	14,2
		14,0/14,8	14,3 / 14,9	14,2/14,6	12,7/14,4	13,9/14,3
Sauerstoff	[mg L ⁻¹]	10,1	10,1	10,2	10,1	10,2
		9,0/11,8	8,8/11,1	8,9/11,4	8,9/13,6	9,0/11,4
pH-Wert		8,6	8,5	8,5	8,5	8,6
		8,2/9,1	8,2/9,1	8,3/9,2	8,2/9,1	8,3/9,2
Leitfähigkeit	[µS cm ⁻¹]	270	252	268	262	265
		217/359	215/346	230/360	222/357	226/363
Nitrat-N	[mg L ⁻¹]	2,1	2,2	3,0	2,6	1,0
		0,3/5,0	0,3/4,8	nn/4,6	nn/5,1	nn/5,0
Nitrit-N	[mg L ⁻¹]	0,011	0,015	0,015	0,013	0,007
		nn/0,024	nn/0,032	nn/0,078	nn/0,08	nn/0,037
Ammonium-N	[mg L ⁻¹]	0,022	0,024	0,027	0,027	0,019
		nn/0,076	nn/0,110	nn/0,014	nn/0,057	nn/0,066
ortho-Phosphat-P	[mg L ⁻¹]	nn	nn	nn	nn	nn
		nn/0,044	nn/0,054	nn/0,041	nn/0,056	nn/0,046
Silikat-Si	[mg L ⁻¹]	0,5	1,1	0,7	0,7	0,5
		nn/2,4	nn/2,5	nn/2,4	nn/2,5	nn/2,8

Eine direkte Wirkung von Fenoxycarb auf die Dynamik der physikalisch-chemischen Variablen war nicht zu beobachten. Die Zielorganismen bezogen auf den Wirkmechanismus von Fenoxycarb sind innerhalb der Lebensgemeinschaft die Eintagsfliegen-Larven.

3.1.3 Aufwuchs

3.1.3.1 Trockenmasse

Als Aufwuchsträger zur Bestimmung der Dynamik des Aufwuchses wurden Tonkacheln verwendet. Dargestellt sind in Abb. 31 jeweils die Mittelwerte der Trockenmasse aus den Proben der Fließstrecken A und B in den fünf Fließrinnen.

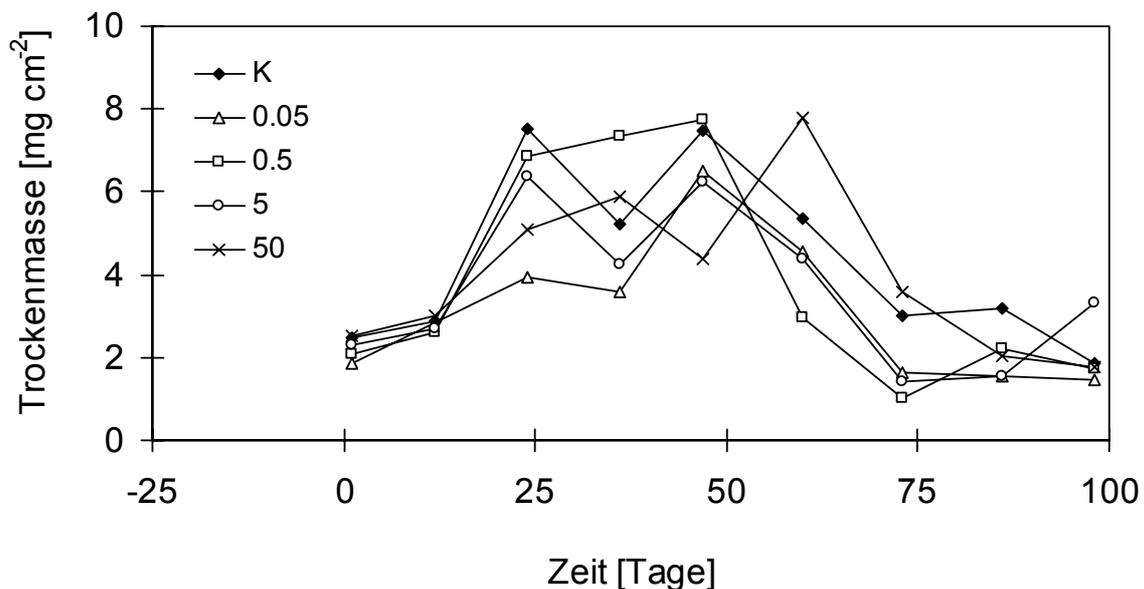


Abb. 31: Trockenmassen des Aufwuchses im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In der Kontrolle wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Trockenmasse von $2,47 \text{ mg cm}^{-2}$ ermittelt. Die Trockenmasse nahm bis zum Zeitpunkt t_{24} zu und erreichte ein Maximum von $7,53 \text{ mg cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{36} wurde eine Trockenmasse von $5,22 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Am nächsten Probenahmetermin erreichte die Trockenmasse mit $7,46 \text{ mg cm}^{-2}$ wieder das Niveau des Maximums und ging in der Folge bis zum Ende des Experimentes (t_{98}) auf $1,88 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In der Fließrinne 0,05 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Trockenmasse von $1,87 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Im Gegensatz zur Kontrolle stieg die Trockenmasse zum Zeitpunkt t_{24} nur auf $3,93 \text{ mg cm}^{-2}$ an und erreicht das Maximum zum Zeitpunkt t_{47} mit $6,49 \text{ mg cm}^{-2}$. In der Folge ging die Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes (t_{98}) auf $1,45 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

Zum Zeitpunkt t_1 wurde in der Fließrinne 0,5 eine Trockenmasse von $2,06 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Bis zum Zeitpunkt t_{24} stieg die Trockenmasse auf $6,84 \text{ mg cm}^{-2}$ an. Bis zum Zeitpunkt t_{47} stieg sie weiter an und erreichte ein Maximum von $7,73 \text{ mg cm}^{-2}$. In der Folge ging die Trockenmasse bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $1,00 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück und stieg zum Zeitpunkt t_{86} auf $2,2 \text{ mg cm}^{-2}$ an. Zum Ende des Experimentes wurde eine Trockenmasse von $1,71 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt.

In der Fließrinne 5 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Trockenmasse von $2,32 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Die Trockenmasse nahm bis zum Zeitpunkt t_{24} zu und erreichte ein Maximum von $6,38 \text{ mg cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{36} wurde eine Trockenmasse von $4,26 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Am nächsten Probenahmetermin erreichte die Trockenmasse mit $6,24 \text{ mg cm}^{-2}$ wieder das Niveau des Maximums und ging in der Folge bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $1,43 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück. Bis zum Ende des Experimentes stieg sie auf $3,34 \text{ mg cm}^{-2}$ an.

In der Fließrinne 50 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Trockenmasse von $2,51 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $5,89 \text{ mg cm}^{-2}$ an. Das Maximum der Trockenmasse wurde zum Zeitpunkt t_{60} mit $7,78 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. In der Folge ging die Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes auf $1,76 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In Tab. 24 sind wichtige Parameter der Trockenmasse des Aufwuchses im Fenoxycarb-Experiment dargestellt. Zum Zeitpunkt t_1 betragen die Unterschiede in der Startbiomasse maximal 24 %. Bei der maximalen Biomasse, die im Verlauf des Experimentes erreicht wurde, ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen.

Tab. 24: Übersicht über wichtige Trockenmasse-Parameter des Aufwuchses im Verlauf des Fenoxycarb-Experimentes

Aufwuchs	Fließrinne				
	K	0,05	0,5	5	50
Startbiomasse [mg cm^{-2}]	2,47	1,87	2,06	2,32	2,51
Startbiomasse [%]	100	76	83	94	98
Maximum-Biomasse [mg cm^{-2}]	7,53	6,49	7,73	6,38	7,78

3.1.3.2 Aschefreie Trockenmasse

Neben der Trockenmasse wurde auch die aschefreie Trockenmasse bestimmt. Dargestellt sind in der Abb. 32 jeweils die Mittelwerte aus den Proben der Fließstrecken A und B in den fünf Fließbrinnen.

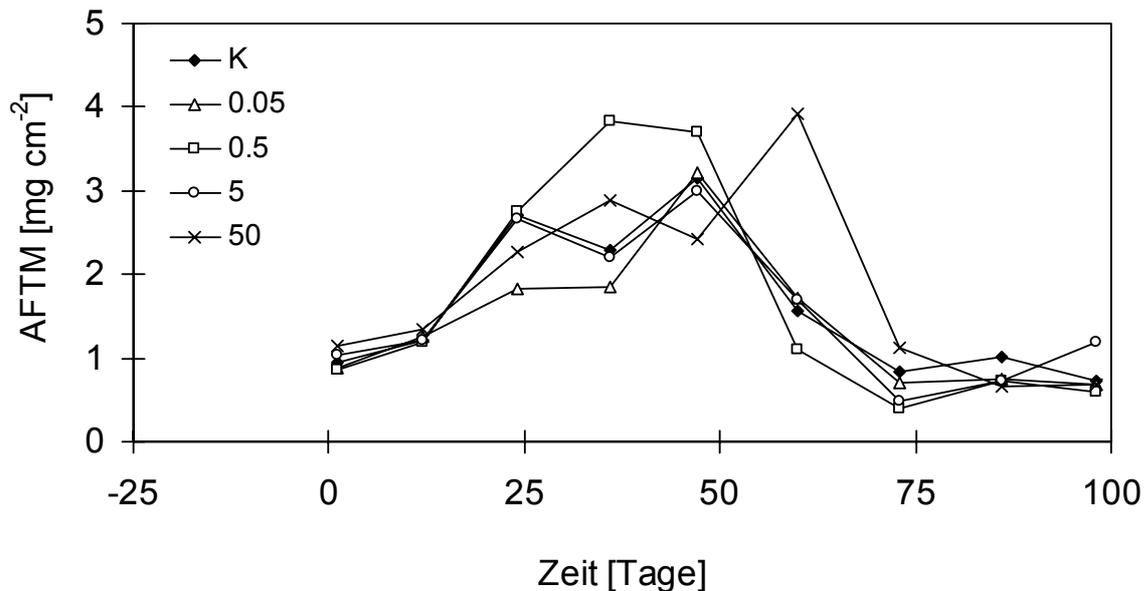


Abb. 32: Aschefreie Trockenmassen (AFTM) des Aufwuchses im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In der Kontrolle wurde zum Zeitpunkt t_1 eine aschefreie Trockenmasse von $0,96 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{24} auf $2,70 \text{ mg cm}^{-2}$ an und erreichte ihr Maximum zum Zeitpunkt t_{47} mit $3,14 \text{ mg cm}^{-2}$. In der Folge ging die aschefreie Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes auf $0,73 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In der Fließrinne 0,05 betrug die aschefreie Trockenmasse zum Zeitpunkt t_1 $0,87 \text{ mg cm}^{-2}$. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{47} auf $3,23 \text{ mg cm}^{-2}$ an. In der Folge ging die aschefreie Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes auf $0,69 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In der Fließrinne 0,5 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine aschefreie Trockenmasse von $0,85 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg im weiteren Verlauf des Experimentes an und erreicht ihr Maximum von $3,83 \text{ mg cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{36} . In der Folge nahm sie bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $0,40 \text{ mg cm}^{-2}$ ab und stieg bis zum Ende des Experimentes leicht auf $0,60 \text{ mg cm}^{-2}$ an.

In der Fließrinne 5 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine aschefreie Trockenmasse von $1,03 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{24} auf $2,68 \text{ mg cm}^{-2}$ an und erreichte ihr Maximum

zum Zeitpunkt t_{47} mit $3,00 \text{ mg cm}^{-2}$. In der Folge nahm sie bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $0,48 \text{ mg cm}^{-2}$ ab und stieg bis zum Ende des Experimentes auf $1,20 \text{ mg cm}^{-2}$ an.

In der Fließrinne 50 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine aschefreie Trockenmasse von $1,15 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $2,89 \text{ mg cm}^{-2}$ an und erreichte ihr Maximum zum Zeitpunkt t_{60} mit $3,92 \text{ mg cm}^{-2}$. In der Folge ging die aschefreie Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes auf $0,67 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In Tab. 25 sind wichtige Parameter der aschefreien Trockenmasse des Aufwuchses im Fenoxycarb-Experiment dargestellt. Zum Zeitpunkt t_1 betragen die Unterschiede in der Startbiomasse maximal 11 %. Bei der maximalen Biomasse ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen.

Tab. 25: Übersicht über wichtige aschefreien Trockenmasse-Parameter des Aufwuchses im Verlauf des Fenoxycarb-Experimentes

Aufwuchs	Fließrinne				
	K	0,05	0,5	5	50
Startbiomasse [mg cm^{-2}]	0,96	0,87	0,85	1,03	1,15
Startbiomasse [%]	100	91	89	107	120
Maximum-Biomasse [mg cm^{-2}]	3,14	3,23	3,83	3,00	3,92

Die Biomassen auf den Aufwuchsträgern (bezogen auf die Trockenmasse) zeigten zum Zeitpunkt t_0 sehr geringe Unterschiede in den Fließrinnen. Im weiteren Verlauf des Experimentes kam es generell zu einem Anstieg der Trockenmassen bis zu einem Maximum, das nach 47 bzw. 60 Tagen erreicht war. Unterschiede zwischen den Fließrinnen in der Höhe der Maxima sowie den Zeitpunkten der Maxima waren zu beobachten. Es ist jedoch keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen. Im weiteren Verlauf des Experimentes gingen in allen Fließrinnen die Biomassen des Aufwuchses zurück und erreichten am Ende ähnliche Werte. Unterschiede zwischen den Fließrinnen treten im gesamten Verlauf des Experimentes auf, zeigen jedoch keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung. Die Unterschiede sind in der natürlichen Variabilität der Aufwuchs-Dynamik begründet. Der Verlauf der Biomasse in der Kontrolle wird vergleichend mit denen aus den anderen Experimenten im Kap. 5 diskutiert.

Die Dynamik der aschefreien Trockenmassen (AFTM) des Aufwuchses ist ähnlich der der Trockenmassen. Die Unterschiede zwischen den Fließrinnen treten nicht so deutlich auf. Bei

der AFTM werden die Silikat-Schalen der Bacillariophyceen in die Berechnung der Biomasse nicht einbezogen, da sie zur Asche gerechnet werden. Dadurch werden auftretende Fehler bei den Probenahmen, die durch Bacillariophyceen verursacht werden, minimiert und die Schwankungen werden geringer. Dies zeigt sich besonders am Ende des Experimentes ($t_{60} - t_{99}$) in einer Zeit in der die Bacillariophyceen wieder in der Biomasse zunehmen.

3.1.3.3 Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC)

Als ökotoxikologischer Endpunkt zur Quantifizierung der Biomassedynamik des Aufwuchses wurde die Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC) herangezogen. In der Abb. 33 ist das Ergebnis der Berechnung für die aschefreie Trockenmasse dargestellt.

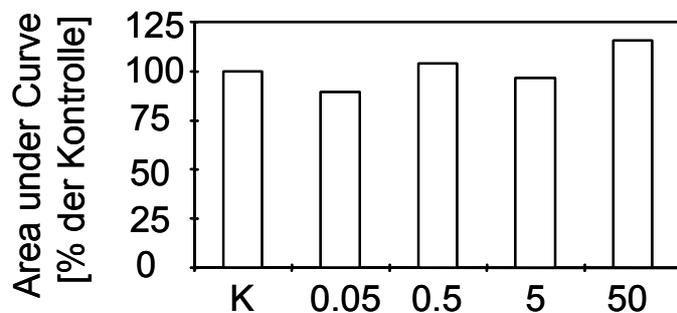


Abb. 33: Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC, % der Kontrolle). Berechnet mit der aschefreien Trockenmasse. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Die AUC zeigt für die aschefreie Trockenmasse keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung und die Werte schwanken bezogen die Kontrolle (= 100 %) zwischen 89,5 % (Fließrinne 0,05) und 115,7 % (Fließrinne 50). Eine Berechnung von $EC_{10/50}$ -Werten konnte daher nicht durchgeführt werden.

Die E_bC_{50} (96 h) für die Grünalge *Scenedesmus subspicatus* (Chlorophyta: Chlorophyceae) liegt bei $1100 \mu\text{g L}^{-1}$ (Syngenta AG, pers. Mitteilung), daher können direkte Effekte der im Fließrinnen-Experiment eingesetzten Konzentrationen zumindest für die Grünalgen ausgeschlossen werden. Für Kieselalgen bzw. Aufwuchs liegen keine Daten zur akuten Toxizität vor.

3.1.3.4 Chlorophyll a

In der Kontrolle betrug die Chlorophyll a-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $11,90 \mu\text{g cm}^{-2}$ (Abb. 34). Zum Zeitpunkt t_{12} blieb sie bei $12,00 \mu\text{g cm}^{-2}$ und ging im weiteren Verlauf des Experimentes bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $3,05 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. In der Folge stieg die Chlorophyll a-Konzentration im Aufwuchs bis zum Zeitpunkt t_{86} auf $6,19 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Am Ende des Experimentes nahm sie auf $2,79 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab.

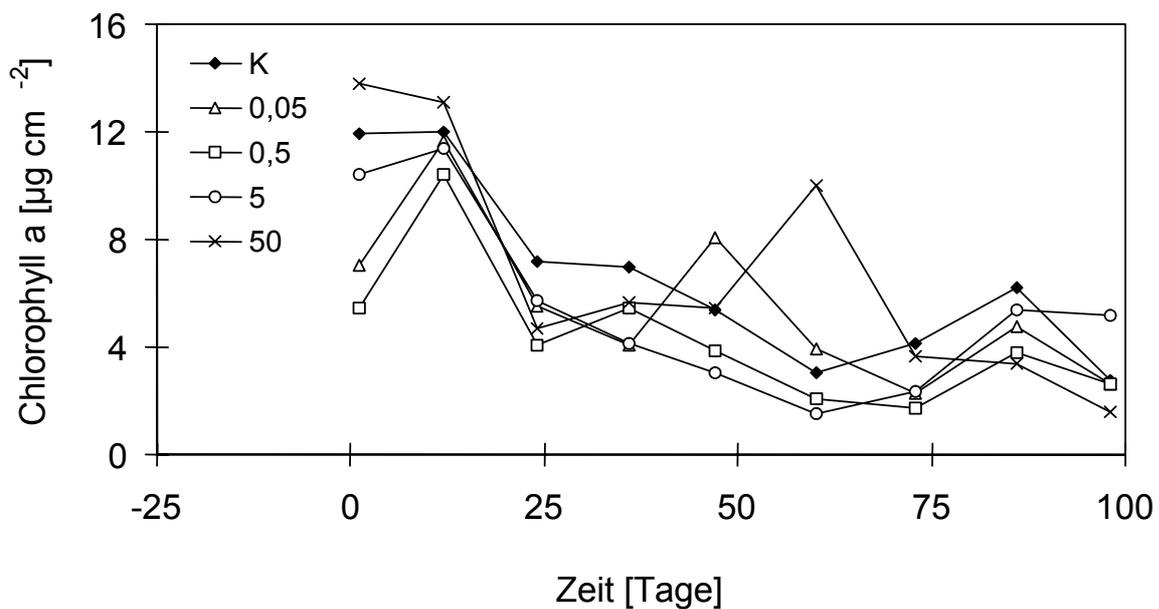


Abb. 34: Chlorophyll a-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In der Fließrinne 0,05 betrug die Chlorophyll a-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $7,06 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg auf $11,62 \mu\text{g cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{12} an. In der Folge ging sie bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $4,05 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{47} betrug die Chlorophyll a-Konzentration $8,09 \mu\text{g cm}^{-2}$ und ging bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $2,27 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{86} stieg sie auf $4,76 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Am Ende des Experimentes betrug sie $2,61 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 0,5 betrug die Chlorophyll a-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $5,43 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg auf $10,41 \mu\text{g cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{12} an. Zum Zeitpunkt t_{24} ging sie auf $4,06 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{36} betrug die Chlorophyll a-Konzentration $5,47 \mu\text{g cm}^{-2}$ und ging bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $1,73 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{86} stieg sie auf $3,77 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Am Ende des Experimentes betrug sie $2,65 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 5 betrug die Chlorophyll a-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $10,42 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg auf $11,37 \mu\text{g cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{12} an. In der Folge ging die Konzentration bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $1,54 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Bis zum Zeitpunkt t_{86} stieg sie wieder auf $5,35 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Am Ende des Experimentes betrug die Chlorophyll a-Konzentration $5,18 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 50 betrug die Chlorophyll a-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $13,77 \mu\text{g cm}^{-2}$ und ging bis zum Zeitpunkt t_{24} auf $4,69 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. In der Folge stieg die Konzentration bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $10,00 \mu\text{g cm}^{-2}$ an und ging bis zum Ende des Experimentes auf $1,60 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück.

Obwohl zum Zeitpunkt t_0 große Unterschiede der Chlorophyll a-Konzentrationen im Aufwuchs in den verschiedenen Fließrinnen auftreten, ist die Dynamik im weiteren Verlauf des Experimentes im Aufwuchs der Fließrinnen ähnlich. Es ist nicht klar, warum der erste Messzeitpunkt so große Unterschiede zwischen den Fließrinnen zeigt. Nach Erreichen eines Maximums gehen die Konzentrationen zurück und schwanken um $4 \mu\text{g cm}^{-2}$. Nur die Fließrinne 50 zeigt zum Zeitpunkt t_{60} im Vergleich zu den anderen Fließrinnen einen deutlich höheren Wert. Zu diesem Zeitpunkt steigen ebenfalls die Markerpigmente (Chlorophyll b, Lutein und Fucoxanthin) an. Da die Auswahl der Kacheln zufällig erfolgte und die Fließrinne 50 ansonsten einen ähnlichen Verlauf wie die anderen Fließrinnen zeigte, sind die Abweichungen sicher auf die natürliche Variabilität zurückzuführen und nicht auf Fenoxycarb.

Der ansonsten typische Verlauf kommt dadurch zustande, dass zunächst die autotrophe Biomasse (Periphyton) die dominante Rolle spielt, für die Chlorophyll a der Biomarker ist. Im weiteren Verlauf kommt es zur Akkumulation von abgestorbenem Material und es siedeln sich auch vermehrt heterotrophe Mikroorganismen im Aufwuchs an. Aus diesen Gründen geht die Biomasse des „aktiven“ Periphytons zurück, was sich im Rückgang der Chlorophyll a -Konzentrationen widerspiegelt. Effekte von Fenoxycarb auf das Periphyton sind nicht zu erkennen, die beobachteten Unterschiede zeigen keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung und sind in der natürlichen Variabilität begründet.

3.1.3.5 Chlorophyll b und Lutein

Die Chlorophyll b-Konzentration im Aufwuchs betrug in der Kontrolle (Abb. 35) zum Zeitpunkt t_1 $1,32 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg zum Zeitpunkt t_{12} auf $1,76 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. In der Folge nahm die Konzentration bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $0,29 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab. Zum Zeitpunkt t_{73} stieg die Konzentration auf $0,36 \mu\text{g cm}^{-2}$ an und betrug am Ende des Experimentes $0,21 \mu\text{g cm}^{-2}$.

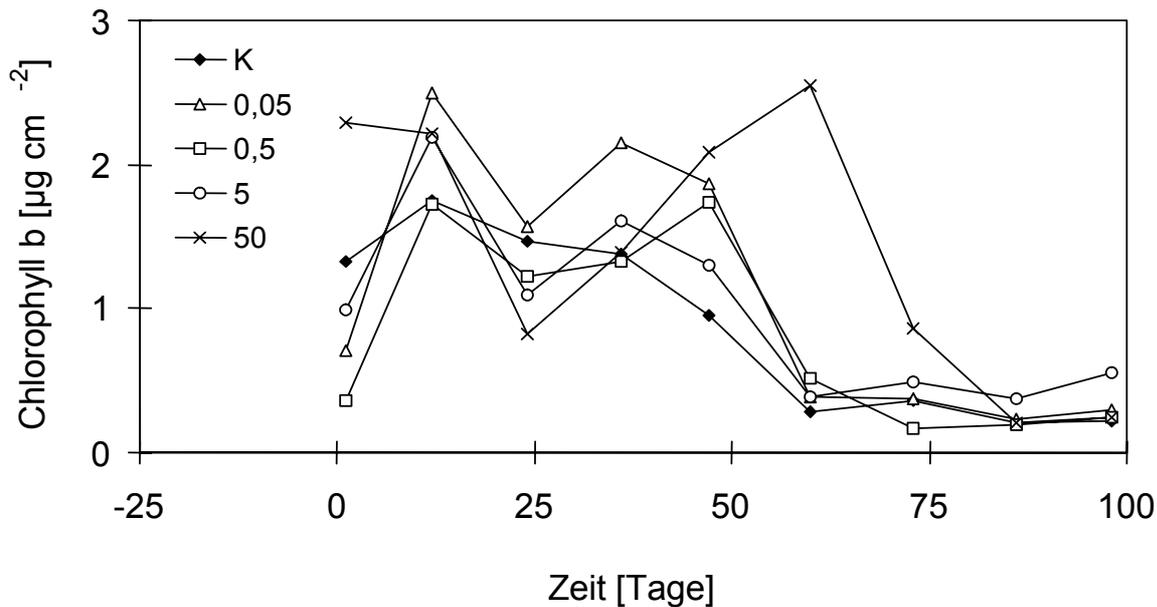


Abb. 35: Chlorophyll b-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Im Aufwuchs der Fließrinne 0,05 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Chlorophyll b-Konzentration von $0,71 \mu\text{g cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $2,50 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug die Konzentration $1,57 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $2,16 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. In der Folge nahm die Konzentration bis zum Zeitpunkt t_{86} auf $0,23 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab. Am Ende des Experimentes betrug die Konzentration $0,29 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 0,5 betrug die Chlorophyll b-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $0,36 \mu\text{g cm}^{-2}$. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $1,73 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug die Konzentration $1,22 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg in der Folge bis zum Zeitpunkt t_{47} auf $1,73 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Danach nahm sie bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $0,17 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab. Bis zum Ende des Experimentes stieg die Chlorophyll b-Konzentration auf $0,24 \mu\text{g cm}^{-2}$ an.

In der Fließrinne 5 betrug die Chlorophyll b-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $0,99 \mu\text{g cm}^{-2}$. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $2,19 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug die Konzentration $1,09 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $1,61 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Bis zum Zeitpunkt t_{60} nahm sie auf $0,39 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab. Bis zum Ende des Experimentes schwankte die Konzentration zwischen $0,38$ und $0,56 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 50 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Chlorophyll b-Konzentration im Aufwuchs von $2,29 \mu\text{g cm}^{-2}$ bestimmt. Bis zum Zeitpunkt t_{24} ging sie auf $0,83 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück und stieg in der Folge bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $2,55 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Die Konzentration nahm bis zum Zeitpunkt t_{86} auf $0,20 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab. Am Ende des Experimentes betrug sie $0,24 \mu\text{g cm}^{-2}$.

Die Lutein-Konzentration im Aufwuchs in der Kontrolle betrug (Abb. 36) zum Zeitpunkt t_1 $0,52 \mu\text{g cm}^{-2}$. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $0,82 \mu\text{g cm}^{-2}$. In der Folge schwankten die Konzentrationen bis zum Zeitpunkt t_{47} zwischen $0,53$ und $0,67 \mu\text{g cm}^{-2}$. Bis zum Zeitpunkt t_{60} sank die Konzentration auf $0,11 \mu\text{g cm}^{-2}$, und nahm bis zum Ende des Experimentes auf $0,07 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab.

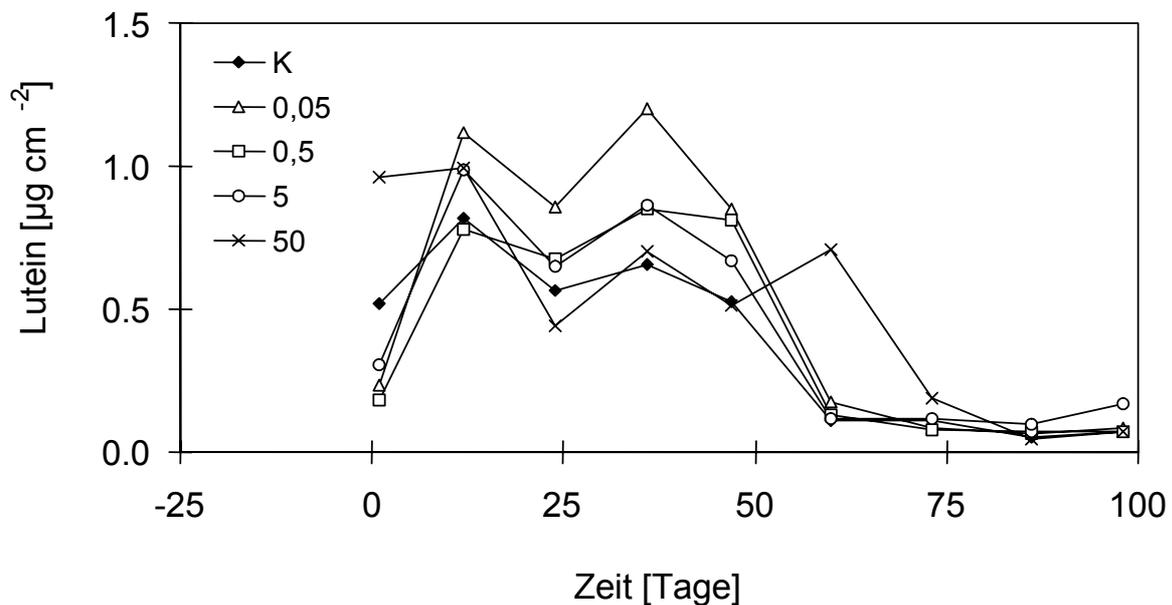


Abb. 36: Lutein-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In der Fließrinne 0,05 wurde zum Zeitpunkt t_1 eine Lutein-Konzentration im Aufwuchs von $0,24 \mu\text{g cm}^{-2}$ bestimmt. Die Konzentration stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $1,12 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug sie $0,86 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $1,20 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Bis zum Zeitpunkt t_{86} sank die Konzentration auf $0,06 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Ende des Experimentes

betrug die Lutein-Konzentration im Aufwuchs $0,09 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 0,5 betrug die Lutein-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $0,18 \mu\text{g cm}^{-2}$. Bis zum Zeitpunkt t_{12} stieg die Konzentration auf $0,78 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug sie $0,67 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $0,85 \mu\text{g cm}^{-2}$. In der Folge nahm die Konzentration bis zum Ende des Experimentes auf $0,07 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab.

In der Fließrinne 5 betrug die Lutein-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $0,30 \mu\text{g cm}^{-2}$. Bis zum Zeitpunkt t_{12} stieg die Konzentration auf $0,99 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug sie $0,65 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $0,86 \mu\text{g cm}^{-2}$. In der Folge nahm die Konzentration bis zum Zeitpunkt t_{86} auf $0,10 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab. Zum Ende des Experimentes betrug die Lutein-Konzentration im Aufwuchs $0,17 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 50 betrug die Lutein-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $0,96 \mu\text{g cm}^{-2}$. Bis zum Zeitpunkt t_{12} stieg die Konzentration auf $1,00 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug sie $0,44 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $0,70 \mu\text{g cm}^{-2}$. In der Folge nahm die Konzentration ab und betrug zum Ende des Experimentes $0,07 \mu\text{g cm}^{-2}$.

Mit Hilfe der Markerpigmente Chlorophyll b und Lutein wurde die Dynamik der Grünalgen im Aufwuchs erfasst. Bei beiden Pigmenten zeigen sich zum ersten Messzeitpunkt t_0 größere Unterschiede im Aufwuchs zwischen den Fließrinnen. Der Grund ist unklar. Die Dynamik im weiteren Verlauf des Experimentes ist ähnlich, zeigt eine Zunahme der Chlorophyll b- und Lutein-Konzentrationen gefolgt von einem Rückgang bis zum Ende des Experimentes. Nur die Dynamik der Fließrinnen 50 unterscheidet sich deutlich von denen der anderen Fließrinnen. Hier ist ein Maximum später zu erkennen und der Rückgang erfolgt ebenfalls später als in den andern Fließrinnen. Eine Wirkung von Fenoxycarb ist, wie bereits bei der Chlorophyll a-Dynamik diskutiert, ist nicht wahrscheinlich.

Die beiden Pigmente Chlorophyll b und Lutein sind Markerpigmente für die Dynamik der Grünalgen im Periphyton. Die Konkurrenz um Nährstoffe und die bessere Phosphataufnahme durch die Grünalgen kann zu einer Verdrängung der Kieselalgen führen und zu einem Dominanzwechsel im Verlauf der Untersuchungen im Periphyton. Dies wurde auch durch die Dynamik der Fucoxanthin-Konzentration belegt, die später diskutiert wird.

Fädige Grünalgen dominieren das Periphyton in Bächen bei geringer Beschattung (z. B. bei direktem Sonnenlicht im Flachland, Biggs et al. 1998a) und relativ hohen Nährstoff-

konzentrationen ($10 \mu\text{g L}^{-1}$ SRP) (Chételat et al., 1999, Welch et al., 2001). Ein ähnlicher Zusammenhang wurde auch in Seen beobachtet (Vadeboncoeur & Lodge, 2000). Eine weitere Voraussetzung für die Dominanz von fädigen Grünalgen ist ein stabiles Substrat (Biggs et al. 1998b).

Grünalgen können sich aufgrund ihrer geringen Diversität der Photopigmente bei Starklicht durchsetzen, während Bacillariophyceen sich bei stärkerer Beschattung im Vorteil sind (DeNicola & Hoagland, 1996; Lowe et al., 1986). Dies liegt an dem für Bacillariophyceen charakteristischen Pigment Fucoxanthin, das ein Adsorptionsmaximum bei 490-560 nm hat.

Die Dynamik der Grünalgen im Periphyton der Fließbinnen zeigt einen typischen Verlauf, der auch in der Zu- bzw. Abnahme der Lichtintensität im jahreszeitlichen Verlauf des Experimentes begründet ist (Steinman, 1996; DeNicola & McIntire 1990; Kjeldsen, 1996). Effekte von Fenoxycarb auf die Grünalgen sind nicht zu erkennen, die beobachteten Unterschiede zeigen keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung und sind in der natürlichen Variabilität begründet.

3.1.3.6 Fucoxanthin

In der Kontrolle betrug die Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs (Abb. 37) zum Zeitpunkt t_1 $4,26 \mu\text{g cm}^{-2}$. Bis zum Zeitpunkt t_{36} ging die Konzentration auf $2,84 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{47} betrug sie $3,28 \mu\text{g cm}^{-2}$ und zum Zeitpunkt t_{60} $1,96 \mu\text{g cm}^{-2}$. Bis zum Zeitpunkt t_{86} stieg die Fucoxanthin-Konzentration auf $4,89 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Ende des Experimentes betrug sie $2,17 \mu\text{g cm}^{-2}$.

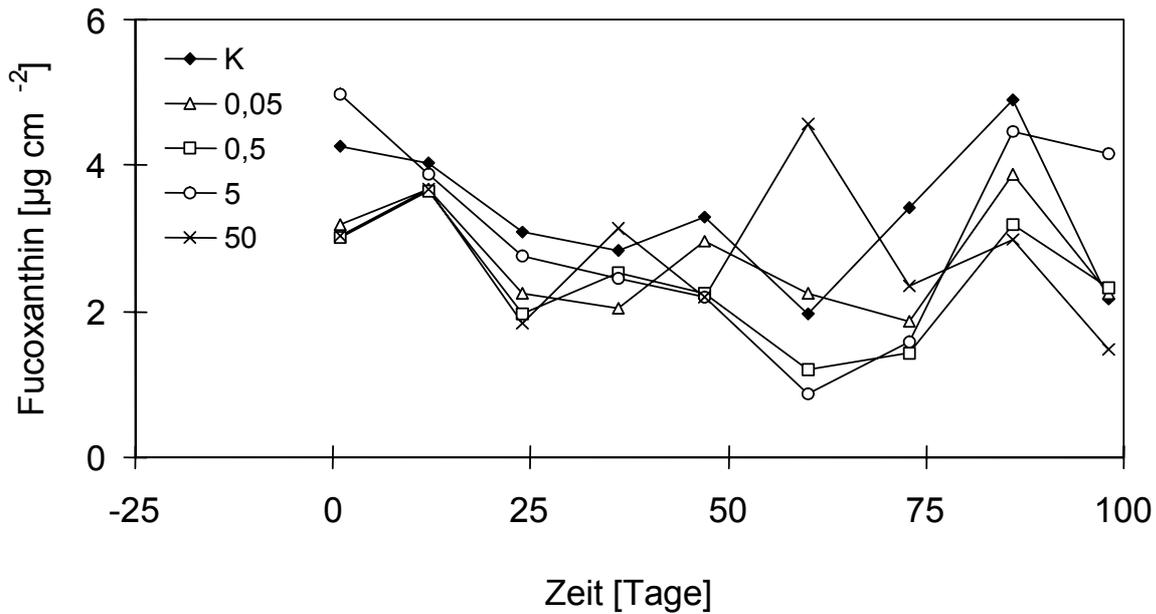


Abb. 37: Fucoxanthin-Konzentrationen im Aufwuchs im Verlauf des Experimentes mit Fenoxycarb [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In der Fließrinne 0,05 betrug die Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $3,19 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $3,69 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Bis zum Zeitpunkt t_{36} ging sie auf $2,04 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{47} betrug sie $2,96 \mu\text{g cm}^{-2}$ und ging in der Folge bis zum Zeitpunkt t_{73} auf $1,87 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Zum Zeitpunkt t_{86} betrug die Konzentration $3,88 \mu\text{g cm}^{-2}$ und zum Ende des Experimentes bei $2,24 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 0,5 betrug die Fucoxanthin-Konzentration zum Zeitpunkt t_1 $3,00 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Zeitpunkt t_{12} stieg sie auf $3,66 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Zeitpunkt t_{24} betrug sie $1,97 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg auf $2,54 \mu\text{g cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{36} an. Bis zum Zeitpunkt t_{60} ging sie auf $1,20 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück und stieg bis zum Zeitpunkt t_{86} wieder auf $3,19 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Ende des Experimentes betrug die Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs $2,33 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 5 betrug die Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $4,99 \mu\text{g cm}^{-2}$. Sie ging in der Folge bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $0,86 \mu\text{g cm}^{-2}$ zurück. Bis zum Zeitpunkt t_{86} stieg sie auf $4,46 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Ende des Experimentes betrug die Fucoxanthin-Konzentration $4,16 \mu\text{g cm}^{-2}$.

In der Fließrinne 50 betrug die Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs zum Zeitpunkt t_1 $3,04 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{12} auf $3,68 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Bis zum Zeitpunkt t_{24} nahm sie auf $1,85 \mu\text{g cm}^{-2}$ ab und stieg bis zum Zeitpunkt t_{36} auf $3,13 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Zum Zeitpunkt t_{47} betrug sie $2,19 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{60} auf $4,57 \mu\text{g cm}^{-2}$ an. Die Fucoxanthin-

Konzentration betrug zum Zeitpunkt t_{73} $2,34 \mu\text{g cm}^{-2}$ und stieg bis zum Zeitpunkt t_{86} auf $2,97 \mu\text{g cm}^{-2}$. Zum Ende des Experimentes betrug die Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs $1,47 \mu\text{g cm}^{-2}$.

Der makroskopisch beobachtete Dominanzwechsel spiegelt sich auch bei Fucoxanthin, dem Markerpigment für Kieselalgen wider. Zum ersten Messzeitpunkt t_0 zeigen sich noch Unterschiede bei der Fucoxanthin-Konzentration im Aufwuchs in den verschiedenen Fließrinnen, der weitere Verlauf der Dynamik bis zum Ende des Experimentes ist jedoch ähnlich. Nur die Fließrinne 50 zeigt zum Zeitpunkt t_{60} einen deutlichen Unterschied im Vergleich zu den anderen Fließrinnen. Generell spiegelt Fucoxanthin die Biomassedynamik der Kieselalgen wider. Diese geht im Verlauf der Untersuchungen zurück und steigt ab dem Zeitpunkt t_{60} wieder an. Wie schon bei der Dynamik der Grünalgen diskutiert, werden der Rückgang sowie die spätere Zunahme durch Konkurrenz mit den Grünalgen hervorgerufen (Moore, 1977). Grünalgen sind im Vergleich zu Kieselalgen an höhere Lichtintensitäten angepasst und dessen Zu- bzw. Abnahme korreliert ebenfalls mit der Dynamik der entsprechenden Algengruppen (Steinman, 1996; Steinman & McIntire, 1986).

Effekte von Fenoxycarb auf die Kieselalgen sind nicht zu erkennen, die beobachteten Unterschiede zeigen keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung und sind in der natürlichen Variabilität begründet.

3.1.3.7 Anteile der Grünalgen und Kieselalgen am Aufwuchs

In Abb. 38 ist der Chlorophyll a-Anteil, der aus den beiden Markerpigmenten mittels multipler linearer Regression berechnet wurde, dem gemessenen Chlorophyll a gegenübergestellt. Zu Beginn des Experimentes wird die gemessene Chlorophyll a-Menge durch die beiden Markerpigmente nicht vollständig erklärt. Zwischen dem Zeitpunkt t_{24} und t_{60} wird sie in den Fließrinnen 5 und 50 eher überschätzt und gegen Ende des Experimentes wird die Chlorophyll a-Menge wieder gut vorhergesagt.

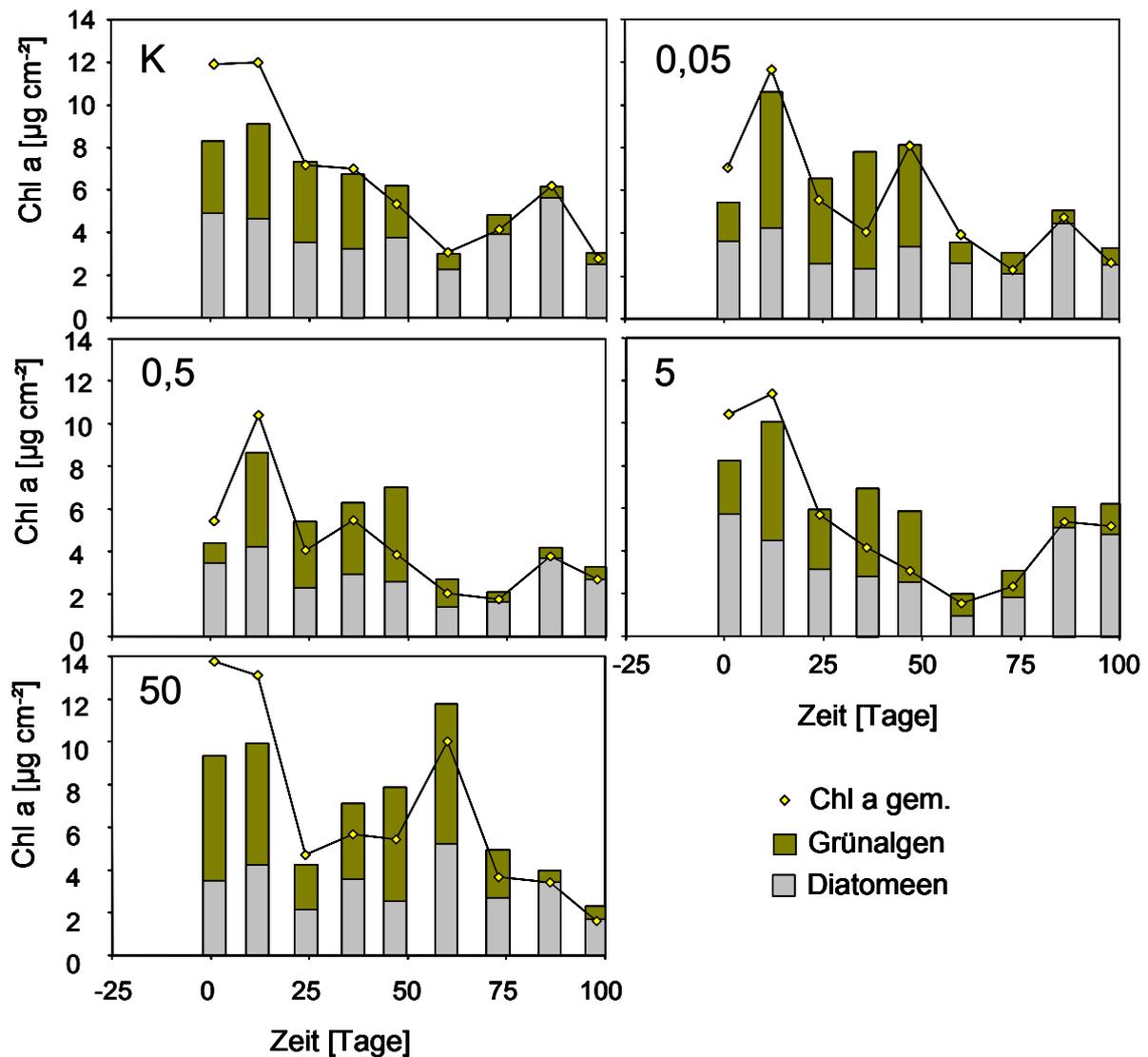


Abb. 38: Vergleich des gemessenen Chlorophyll a-Gehalts im Periphyton mit dem aus den Markerpigmenten für Grünalgen und Kieselalgen vorhergesagtem Anteil (berechnet durch multiple lineare Regression) [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Es ist auch zu erkennen, dass zu Beginn des Experimentes eher Kieselalgen dominieren, während des Zeitraums von t_{24} bis t_{60} dominieren Grünalgen, besonders in den Fließrinnen 0,05 und 50. Gegen Ende des Experimentes dominieren wieder Kieselalgen das Periphyton. Dieses Ergebnis ist in Übereinstimmung mit dem optischen Eindruck des Aufwuchses während des Experimentes.

3.1.4 *Lumbriculus variegatus*

Letale Effekte konnten bei einer Dauer von 96 h bis zu einer Fenoxycarb-Konzentration von 3 mg L^{-1} nicht beobachtet werden (Gildemeister, 2000). Für subletale Effekte (Deformationen im posterioren Bereich und Lyse einzelner Körperabschnitte) wurde eine EC_{50} (96 h) von nominal $2,2 \text{ mg L}^{-1}$ (effektiv: $1,2 \text{ mg L}^{-1}$) Fenoxycarb berechnet.

Im Fließbrinnen-Experiment hat die Abundanz von *L. variegatus* in allen Fließbrinnen zugenommen. Die Abb. 39 zeigt die Anzahl der Würmer zum Ende des Experimentes in den Fließbrinnen, differenziert in vollständige und unvollständige Würmer. Die Abundanz ist von 200 eingesetzten Würmern zum Zeitpunkt t_8 in der Kontrolle auf 376, in der Fließrinne 0,05 auf 621, in der Fließrinne 0,5 auf 913, in Fließrinne 5 auf 588 und in Fließrinne 50 auf 1217 Individuen angestiegen. In der Kontrolle war die Anzahl der Oligochaeten am niedrigsten, während die höchste Individuenzahl in der Fließrinne 50 gefunden wurde. Es ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu beobachten. Die Werte schwanken stark von 376 Individuen in der Kontrolle bis auf 1217 Individuen in der Fließrinne 50.

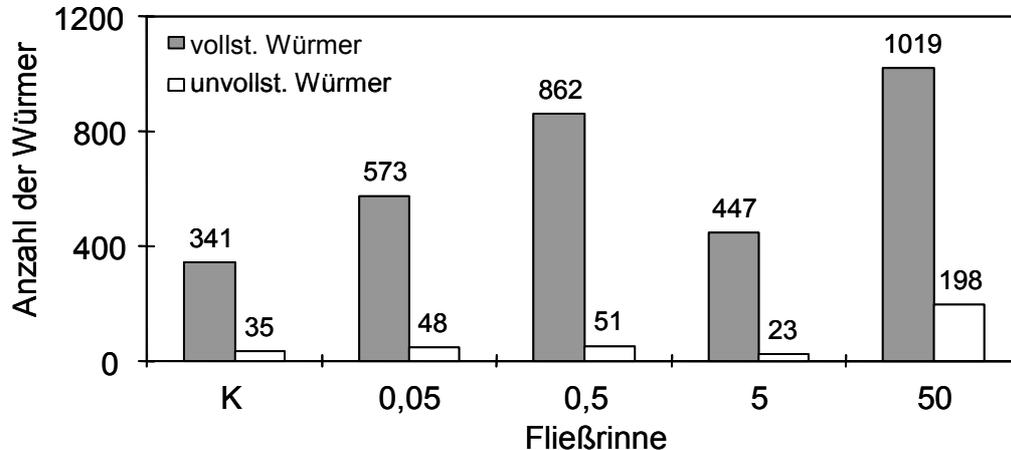


Abb. 39: Anzahl der Würmer am Ende des Experimentes mit Fenoxycarb (Summe der Fließstrecken A + B) [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Betrachtet man den relativen Anteil der unvollständigen Würmer zur Gesamtpopulation jeder Fließrinne, so beträgt dieser in der Kontrolle 9,3 %, in der Fließrinne 0,05 7,7 %, in der Fließrinne 0,5 5,5 % und in der Fließrinne 5 5,1 %. In der Fließrinne 50 war der Anteil an unvollständigen Würmern mit 16,3 % am größten. Der Vergleich zeigt, dass der Anteil in der Kontrolle und in den Fließbrinnen 0,05; 0,5 und 5 ähnlich ist, während er in der Fließrinne 50 erhöht ist. Es ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen.

In Abb. 40 ist die mittlere Anzahl der Segmente von je 60 vollständigen Würmern als Median dargestellt. In der Kontrolle war die mittlere Anzahl der Segmente pro Wurm mit 115 am niedrigsten. In den Fließbrinnen 0,05 und 0,5 betrug die mittlere Segmentanzahl pro Wurm 121 bzw. 123 und in der Fließrinne 5 122,5 Segmente pro Wurm. In der Fließrinne 50 war die mittlere Anzahl der Segmente mit 131,5 pro Wurm am höchsten. Es ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen.

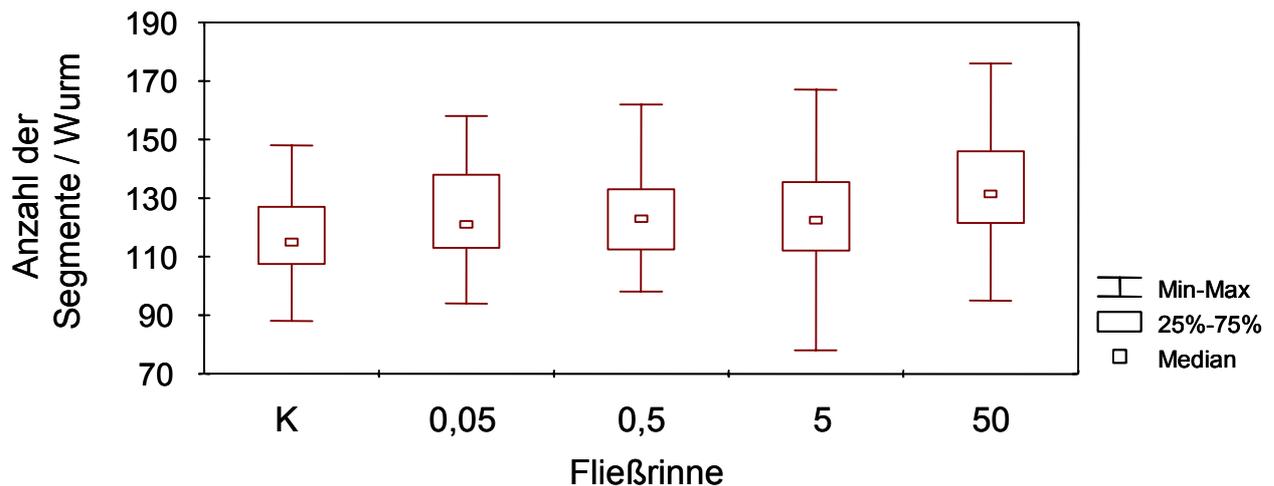


Abb. 40: Anzahl der Segmente von *L. variegatus* (N = 60) im Fenoxycarb-Experiment. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Die Abb. 41 zeigt die Trockenmassen pro Wurm. Die durchschnittlichen Trockenmassen der Würmer aus den Fließbrinnen waren ähnlich und betrug zwischen 0,5 und 0,6 mg. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung ist nicht erkennbar.

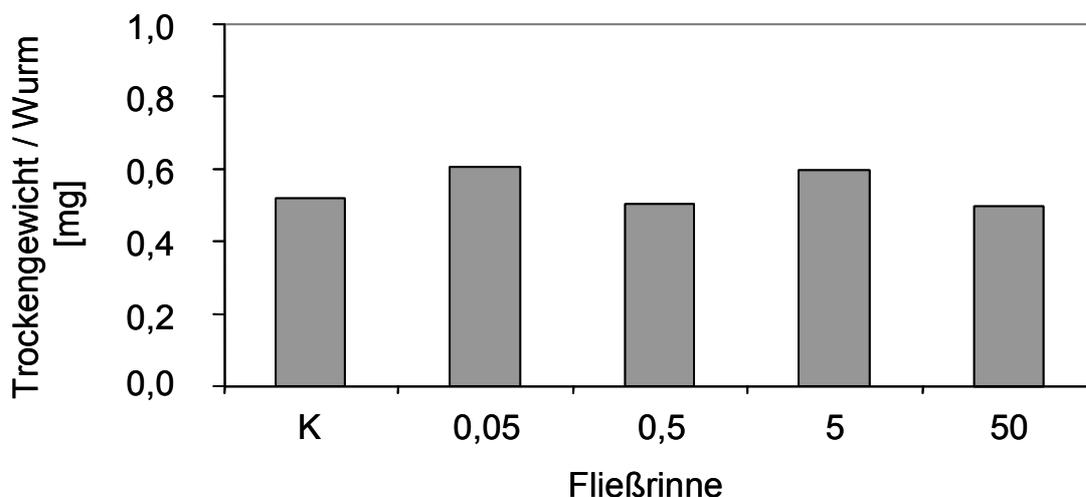


Abb. 41: Durchschnittliche Trockenmassen der Würmer (N = 60) im Fenoxycarb-Experiment. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Ausgehend von der im akuten Toxizitätstest über 96 h ermittelten LC_{50} von $> 3 \text{ mg L}^{-1}$ und EC_{50} für subletale Effekte von $2,2 \text{ mg L}^{-1}$ (effektiv: $1,2 \text{ mg L}^{-1}$) können letale Effekte in den Fließrinnen bei einer einmaligen Applikation von maximal $50 \mu\text{g L}^{-1}$ ausgeschlossen werden. Die Anzahl der Oligochaeten nahm in jeder Fließrinne bis zum Ende des Experimentes zu. Der höchste Zuwachs war in der Fließrinne 50 mit 509 % zu verzeichnen. Der Anteil der unvollständigen Würmer war ebenfalls höher im Vergleich zu allen anderen Fließrinnen. Dies und auch die höhere Anzahl der Segmente pro Wurm deuten darauf hin, dass in der Fließrinne 50 eine bessere Reproduktion und somatisches Wachstum stattgefunden haben könnte. Dies ist wahrscheinlich nicht auf einen direkten Effekt von Fenoxycarb zurückzuführen. Am Ende des Experimentes wurde in der Fließrinne 50 die größte Menge an Detritus im Vergleich zu den anderen Fließrinnen beobachtet, wobei eine Quantifizierung des Detritus nicht erfolgt ist. Ob diese Beobachtung mit den Effekten auf die Eintagsfliegen-Larven in Zusammenhang steht und es sich damit um einen indirekten Effekt handelt, ist fraglich. Bei den Eintagsfliegen-Larven wurde bereits in der Fließrinne 5 ein Effekt in ähnlicher Größenordnung wie in der Fließrinne 50 beobachtet wurde. Ein Effekt durch eine reduzierte Fraßaktivität von *Rhithrogena semicolorata* und einen daraus resultierenden Überschuss an Detritus ist daher nicht wahrscheinlich.

3.1.5 Eintagsfliegen-Larven

3.1.5.1 Akute Toxizität

Die akute Toxizität von Fenoxycarb wurde für *Seratella ignita* über 48 h bestimmt. Es wurden 5 Konzentrationen von 5 mg L⁻¹ bis 0,128 mg L⁻¹ untersucht (Spacing-Faktor 2,5). Bis zur zweithöchsten Konzentration von 2 mg L⁻¹ konnte kein Effekt beobachtet werden. Bei 2 mg L⁻¹ zeigten 2 der 10 eingesetzten Tiere subletale Effekte (Unphysiologische Position „Rücklage“, aber Kiemenbewegung und Fluchtreflex nach taktilem Reiz). In der höchsten Konzentration starben 3 Tiere und 1 Tier zeigte subletale Effekte. Die LC₅₀ (48 h) liegt damit über 5 mg L⁻¹.

3.1.5.2 *Rhithrogena semicolorata* in den Fließbrinnen

3.1.5.2.1 Imagines

In jede Fließrinne sind 132 (je 66 pro Fließstrecke) zum Zeitpunkt t₀ 5 h vor der Applikation von Fenoxycarb eingesetzt worden. Die Anzahl der im Verlauf des Experimentes in den Fließbrinnen geschlüpften Imagines sind in Abb. 42 dargestellt. Die Werte aus den beiden Fließstrecken jeder Fließrinne wurden addiert. In der Kontrolle sind 25 weibliche und 26 männliche Tiere an den Absperrgittern bzw. in der Emergenzfalle gefunden worden. In der Fließrinne 0,05 wurden 8 Weibchen und 21 Männchen gefunden. In der Fließrinne 0,5 waren es 28 Weibchen und 23 Männchen. In der Fließrinne 5 wurden 13 Weibchen und 6 Männchen gefunden und in der Fließrinne 50 waren es je 7 Weibchen und Männchen.

Die geringe Anzahl an emergierten Tieren in der Fließrinne 0,05 ist vermutlich darauf zurückzuführen, dass emergierte Tiere unbemerkt aus der Emergenzfalle entkommen sind. Die Anzahl der toten Larven (Abb. 45) und die Situation in den Expositionsgefäßen (Kap. 3.1.5.3) zeigt nur geringe Unterschiede zwischen der Kontrolle und den Fließbrinnen 0,05 und 0,5

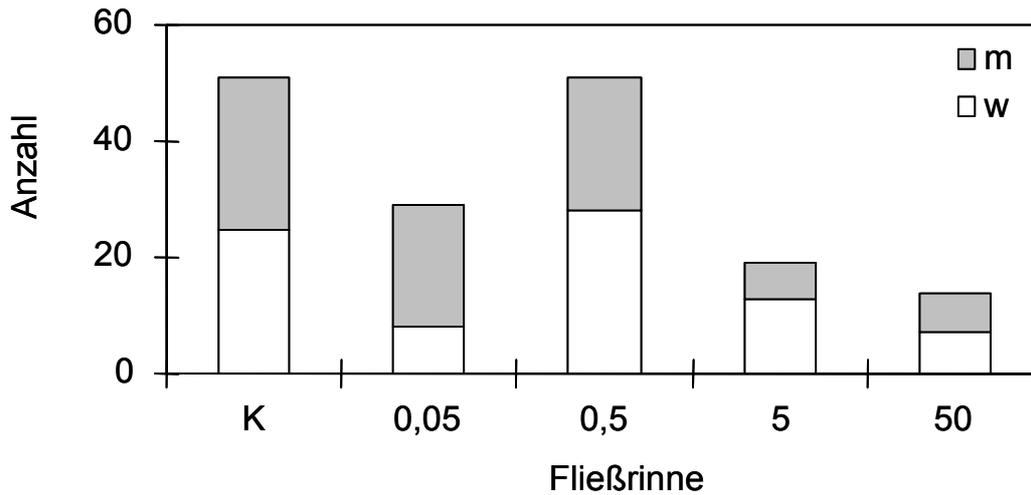


Abb. 42: Anzahl der im Verlauf des Experimentes in den Fließrinnen geschlüpften Imagines von *R. semicolorata*. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Neben den Imagines wurden auch Tiere gefunden, die die Exuvie nicht verlassen konnten. Die Anzahl dieser Tiere ist in Abb. 43 dargestellt. In der Kontrolle wurden 3 Weibchen und ein Männchen gefunden. In der Fließrinne 0,05 wurden je 3 Weibchen und Männchen gefunden. In der Fließrinne 0,5 wurden 6 Weibchen und 5 Männchen gefunden. In der Fließrinne 5 waren es 4 Weibchen und 14 Männchen. In der Fließrinne 50 wurden 2 Weibchen und 4 Männchen gefunden.

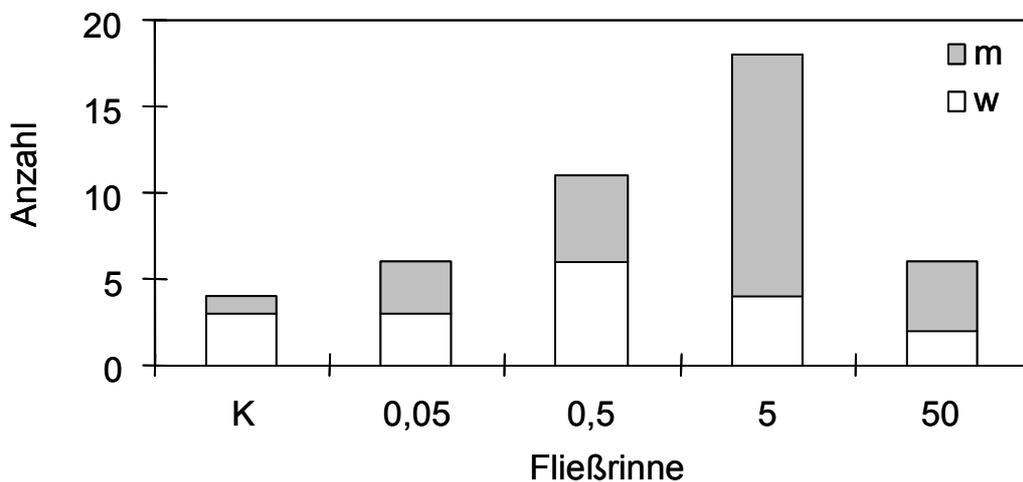


Abb. 43: Anzahl der Imagines von *R. semicolorata*, die beim Schlupf die Exuvie nicht verlassen konnten. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Der Effekt zeigt eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung für die Fließrinnen Kontrolle, 0,05, 0,5 und 5. In der Fließrinne 50 geht die Anzahl der Tiere, die dieses Phänomen zeigen deutlich zurück. Dies kann darauf zurückgeführt werden, dass in dieser Fließrinne wesentlich

mehr Larven gestorben waren, als in den anderen Fließbrinnen. Der prozentuale Wiederfund betrug in der Fließrinne 5 und 50 jeweils ca. 55 % und kann diesen Unterschied nicht erklären.

Der Augenabstand von den in den Fließbrinnen gefundenen Imagines ist in Abb. 44 dargestellt. In der Kontrolle lag der Median des Augenabstandes bei 2,05 mm. In der Fließrinne 0,05 und 0,5 betrug er 2,14 mm. In der Fließrinne 5 betrug er 2,19 mm und in der Fließrinne 50 2,24 mm.

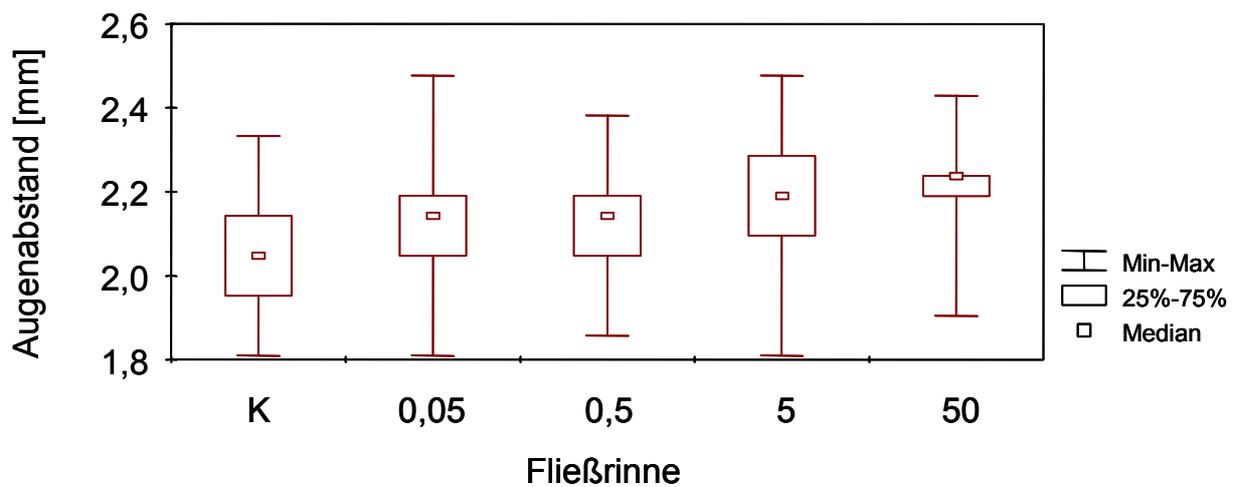


Abb. 44: Augenabstand der in der Fließrinne gefundenen Imagines von *R. semicolorata*. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Mit steigender Fenoxycarb-Konzentration wird der Augenabstand der Imagines größer. Dies kann durch die Wirkung von Fenoxycarb zurückgeführt werden, die zu zusätzlichen Juvenilhäutungen und damit zu größeren Imagines geführt hat.

3.1.5.2.2 Tote Larven

Neben den Imagines wurden auch tote Larven gefunden. Diese Ergebnisse sind in Abb. 45 dargestellt. Für diese Abbildung sind die Werte aus den beiden Fließstrecken jeder Fließrinne addiert worden. In der Kontrolle wurden 13 tote Larven gefunden. In den Fließbrinnen 0,05 und 0,5 waren 19 bzw. 20 tote Larven. In der Fließrinne 5 waren es 35 und in der Fließrinne 50 wurden 51 tote Larven gefunden.

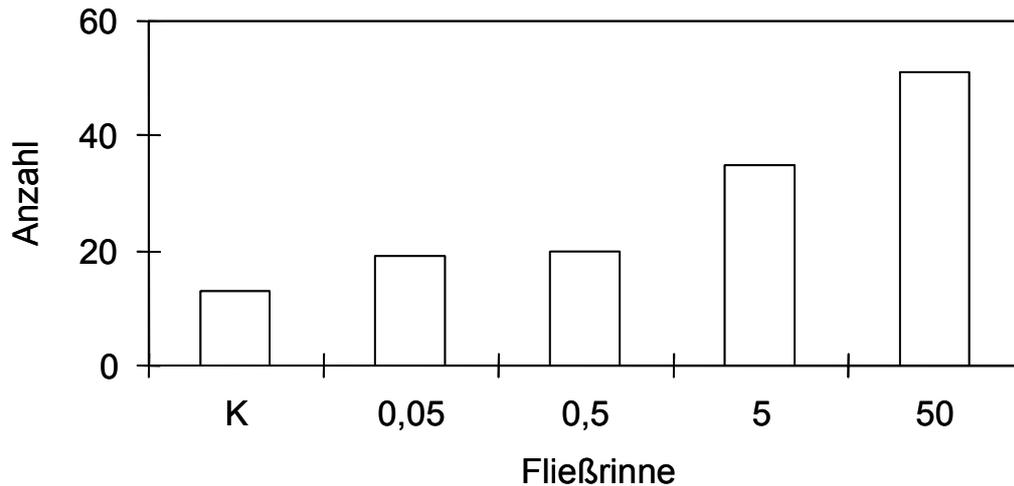


Abb. 45: Anzahl der toten Larven von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in den Fließrinnen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Für diesen Endpunkt konnte eine LC_{50} von 3,3 $\mu\text{g L}^{-1}$ berechnet werden und liegt um drei Größenordnungen unterhalb der akuten Wirkung. Dieser Effekt auf den speziellen Wirkmechanismus zurückzuführen. Die LC_{50} (48 h) für *S. ignita* ist größer als 5 mg L^{-1} .

Die Kopfkapselweite von den in den Fließrinnen gefundenen Larven ist in Abb. 46 dargestellt. Die Mediane liegen zwischen 2,0 und 2,4 mm und zeigen keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung.

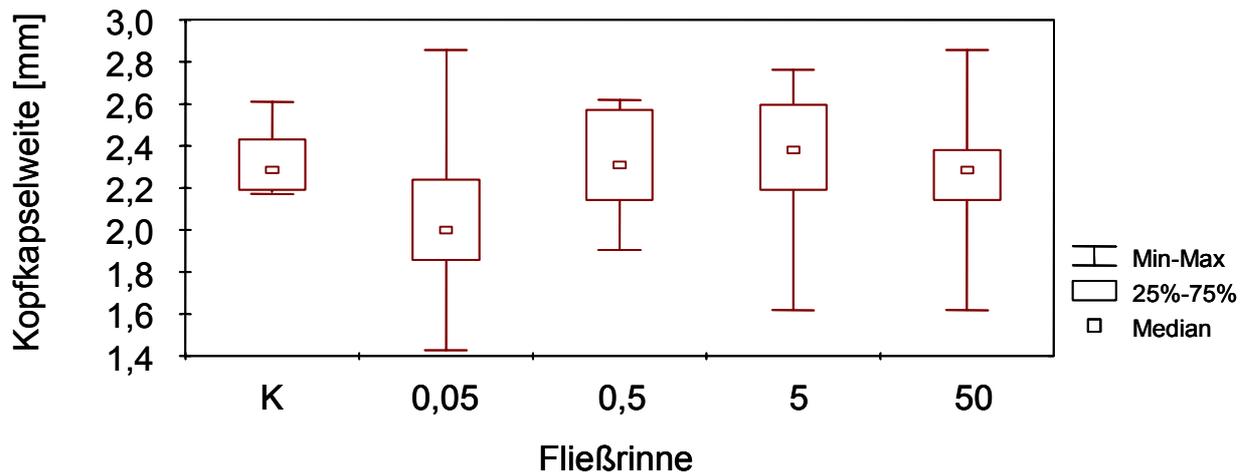


Abb. 46: Kopfkapselweite der in der Fließrinne gefundenen Larven von *R. semicolorata*. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Berechnet man den Anteil der Tiere, die als Imagines (geschlüpft bzw. in der Exuvie) oder tote Larven von den eingesetzten 132 Tieren wieder gefunden wurden, erhält man die in Tab. 26 dargestellten Werte.

Tab. 26: Prozentualer Wiederfund der in die Fließrinnen eingesetzten *R. semicolorata*

	K	0,05	0,5	5	50
Wiederfund [%]	53	42	64	55	54

Der Wiederfund der eingesetzten Tiere liegt bei etwas über 50 %. In der Fließrinne 0,05 liegt der Wert nur bei 42 %. In der Fließrinne 0,5 liegt er mit 64 % etwas über den Werten der anderen Fließrinnen. Die Fenoxycarb-Konzentration hat keinen Einfluss auf den Wiederfund.

3.1.5.2.3 Mittlere Schlupfzeit der Larven

In Tab. 27 sind die mittleren Schlupfzeiten der Larven in den Fließrinnen dargestellt. Die EmT_{50} ist in den einzelnen Fließrinnen unterschiedlich. In der Kontrolle betrug sie 13 d und in der Fließrinne 50 2,5 d. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung ist nicht zuerkennen, da die EmT_{50} in den Fließrinnen zwischen 5,5 und 9,5 d betrug. Ein ähnliches Ergebnis ist für den Endpunkt EmP_{95} (Zeitraum innerhalb dessen 95 % der Tiere schlüpften) zu erkennen. In den Fließrinnen K, 0,05, 0,5 und 5 benötigen 95 % der Larven zwischen 21,2 und 25,7 Tage für den Schlupf. Im Gegensatz dazu benötigten die Larven in der Fließrinne 50 mit 35,5 Tage deutlich länger, innerhalb derer 95 % geschlüpft waren. Auch für diesen Endpunkt ist keine klare Konzentrations-Wirkungs-Beziehung vorhanden.

Tab. 27: Mittlere Schlupfzeit (EmT_{50}) und Zeitspanne, in der 95 % der Larven emergierten

	K	0,05	0,5	5	50
EmT_{50} [d]	13,0	5,5	8,5	9,5	2,5
EmP_{95} [d]	25,7	21,2	24,8	24,3	35,5

3.1.5.2.4 Exuvien

Die Anzahl der im Verlauf des Experimentes am Absperrgitter gefundenen Exuvien ist in Abb. 47 dargestellt. Die Werte aus den beiden Fließstrecken jeder Fließrinne sind addiert

worden. In der Kontrolle wurden 174 Exuvien gefunden. In der Fließrinne 0,05 waren es 159. In der Fließrinne 0,5 wurden 164 Exuvien am Absperrgitter gefunden. In der Fließrinne 5 waren es 157 Exuvien und in der Fließrinne 50 wurden 136 Exuvien gefunden.

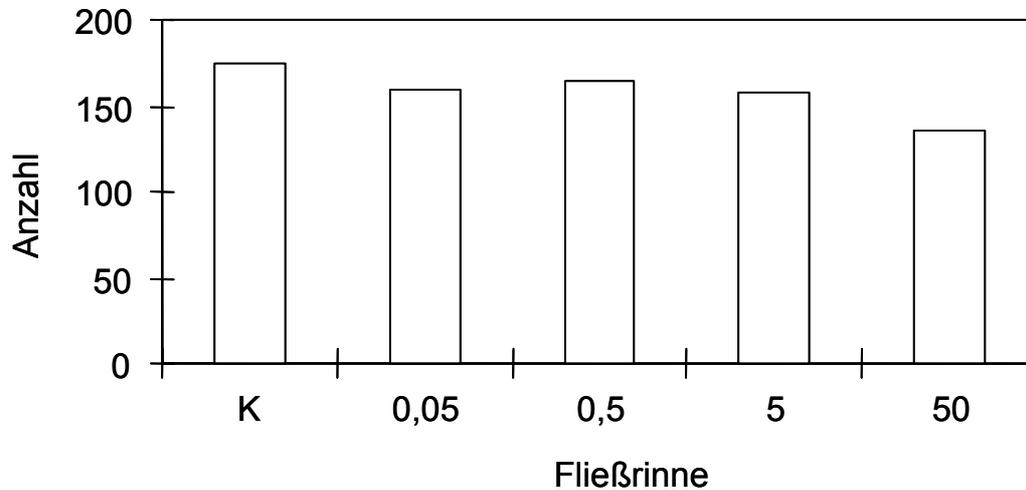


Abb. 47: Anzahl der Exuvien von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in den Fließrinnen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In Abb. 48 ist die Kopfkapselweite der Exuvien von *R. semicolorata*, dargestellt, die an den Absperrgittern gefunden wurden. Es gibt keine Unterschiede bei der Kopfkapselweite (Median: ca. 2,2 mm) der Exuvien aus den verschiedenen Fließrinnen.

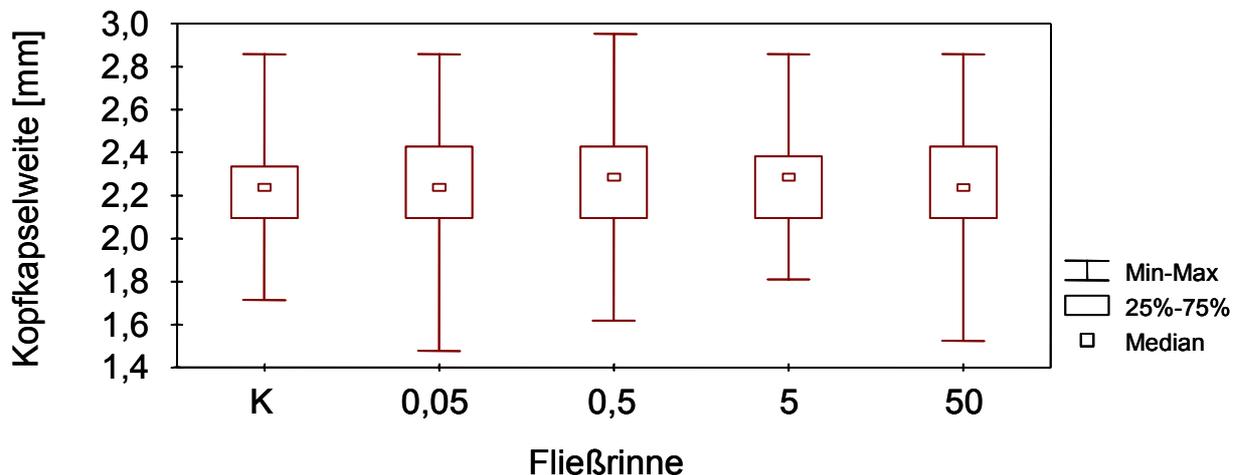


Abb. 48: Kopfkapselweite der Exuvien von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in der Fließrinne gefunden wurden. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

3.1.5.3 *Rhithrogena semicolorata* in den Expositionsgefäßen

3.1.5.3.1 Imagines

In die Expositionsgefäße in jeder Fließrinne sind 36 (je 18 pro Fließstrecke) zum Zeitpunkt t_0 5 h vor der Applikation von Fenoxycarb eingesetzt worden. Die Anzahlen der im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen geschlüpften Imagines sind in Abb. 49 dargestellt. Die Werte aus den beiden Fließstrecken jeder Fließrinne sind addiert worden. In der Kontrolle, in der Fließrinne 0,05 und 0,5 waren es je 14 Imagines. In der Fließrinne 5 wurden 6 und in der Fließrinne 50 nur 1 Imago gefunden.

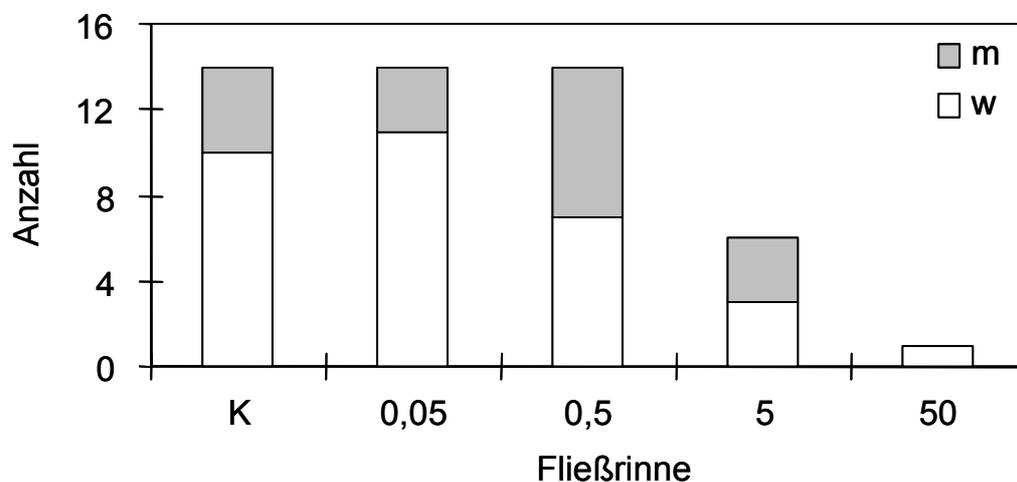


Abb. 49: Anzahl der geschlüpften Imagines von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Der Augenabstand von den in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen gefundenen Imagines ist in Abb. 50 dargestellt. Die Median liegen zwischen 1,9 und 2,1 mm und zeigen keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung.

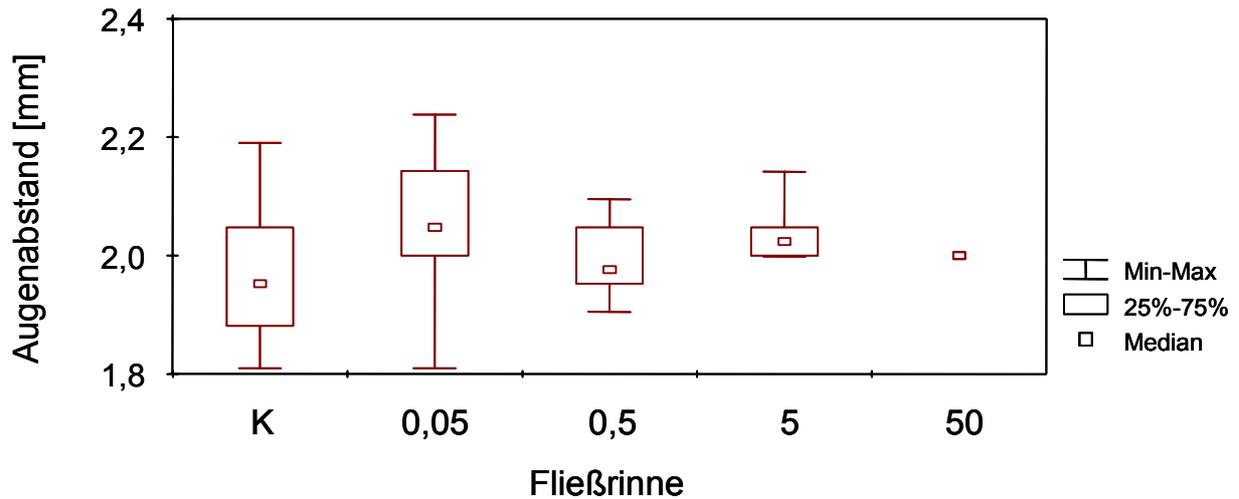


Abb. 50: Augenabstand der in den Expositionsgefäßen gefundenen Imagines von *R. semicolorata*. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05 ; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

3.1.5.3.2 Tote Larven

Die Anzahlen der im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen gefundenen toten Larven sind in Abb. 51 dargestellt. In der Kontrolle und in der Fließrinne 0,05 wurden 6 tote Larven gefunden. In der Fließrinne 0,5 waren es 9 tote Larven und in der Fließrinne 5 und 50 wurden 23 bzw. 22 tote Larven gefunden.

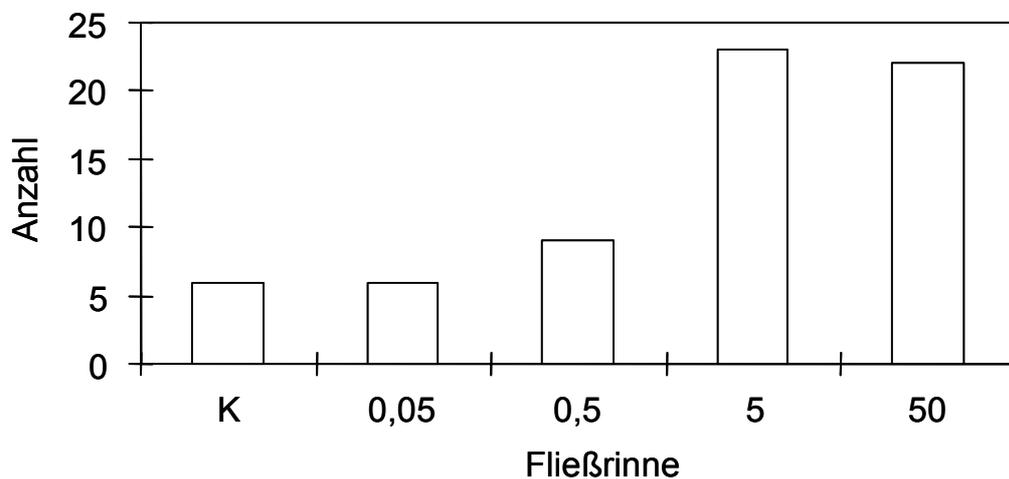


Abb. 51: Anzahl der toten Larven von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Für diesen Endpunkt konnte eine LC_{50} von $2,5 \mu\text{g L}^{-1}$ berechnet werden. Für die in der Fließrinne exponierten Larven beträgt die LC_{50} für diesen Endpunkt $3,3 \mu\text{g L}^{-1}$ und liegt in der gleichen Größenordnung.

Die Kopfkapselweite von den in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen gefundenen Larven ist in Abb. 52 dargestellt. Die Mediane liegen zwischen 2,2 und 2,4 mm und zeigen keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung.

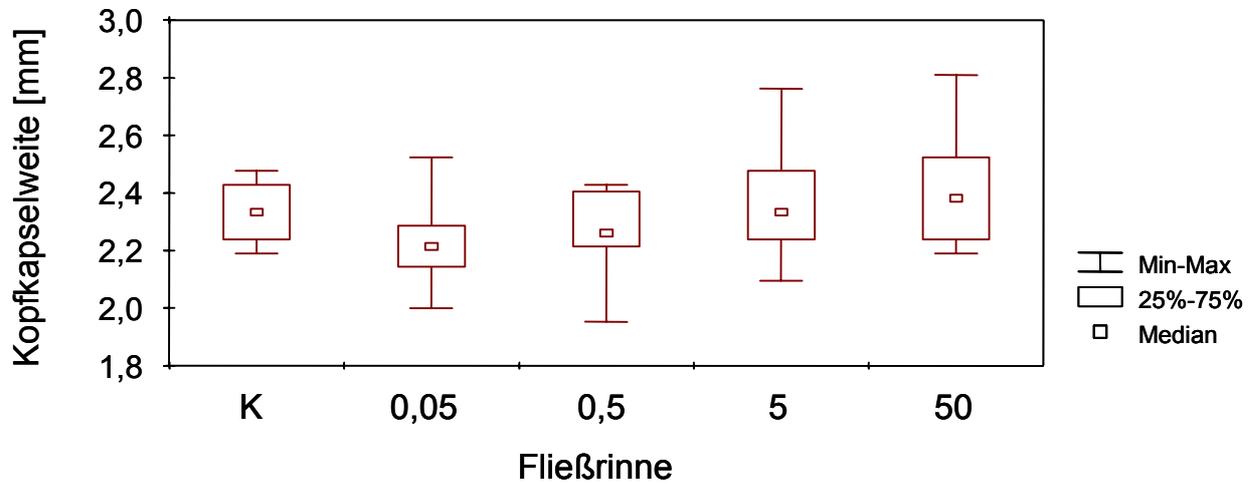


Abb. 52: Kopfkapselweite der in den Expositionsgefäßen gefundenen Larven von *R. semicolorata*. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Berechnet man den Anteil der Tiere, die als Imagines (geschlüpft bzw. in der Exuvie) oder tote Larven von den eingesetzten 36 Tieren wieder gefunden wurden, erhält man die in Tab. 28 dargestellten Werte. Der Wiederfund liegt bei etwa 60 %. In der Kontrolle wurden nur 50 % der Tiere wieder gefunden. In der Fließrinne 5 waren es 81 %. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung ist nicht zu erkennen.

Tab. 28: Prozentualer Wiederfund der in die Expositionsgefäße eingesetzten *R. semicolorata*

	K	0,05	0,5	5	50
Wiederfund [%]	50	56	64	81	64

Im Vergleich zum Wiederfund in den Fließrinnen (ca. 50 %) ist er in den Expositionsgefäßen mit ca. 60 % um 10 % höher.

3.1.5.3.3 Exuvien

Die Anzahl der im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefundenen Exuvien ist in Abb. 53 dargestellt. Die Werte aus den beiden Fließstrecken jeder Fließrinne sind addiert worden. In der Kontrolle wurden 15 Exuvien gefunden. In der Fließrinne 0,05 waren

es 13. In der Fließrinne 0,5 wurden 24 Exuvien in den Expositionsgefäßen gefunden. In der Fließrinne 5 waren es 18 Exuvien und in der Fließrinne 50 wurden 6 Exuvien gefunden.

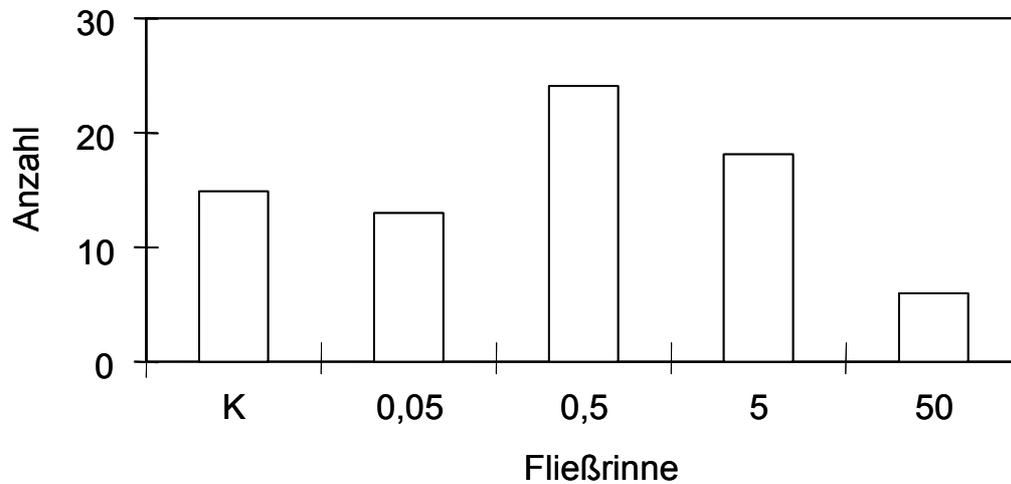


Abb. 53: Anzahl der Exuvien von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In Abb. 54 ist die Kopfkapselweite der Exuvien von *R. semicolorata* in den Expositionsgefäßen dargestellt. Es gibt keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung bei der Kopfkapselweite der Exuvien aus den verschiedenen Fließrinnen. Die Mediane schwanken um 2,2 bis 2,4 mm.

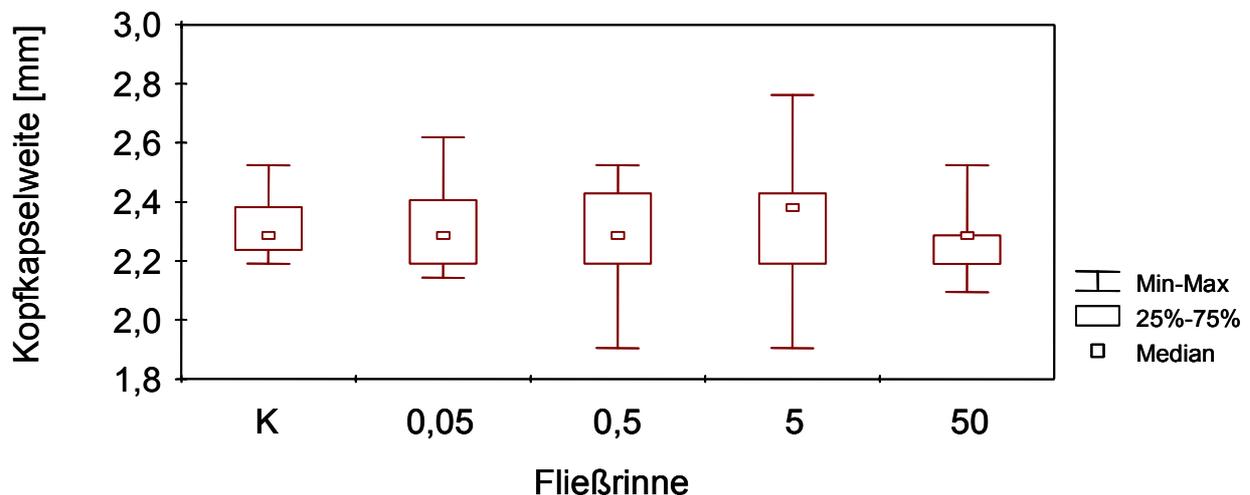


Abb. 54: Kopfkapselweite der Exuvien von *R. semicolorata*, die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

3.1.5.4 *Seratella ignita* in den Expositionsgefäßen

Seratella ignita wurde in die Expositionsgefäße der Fließrinnen eingesetzt, um mögliche Effekte von Fenoxycarb nach einer „Wiederbesiedlung“ zu untersuchen. *S. ignita* wurde zum Zeitpunkt t_{73} in die Expositionsgefäße eingesetzt. Fenoxycarb war nach 12 Tagen im Wasser keiner Fließrinne mehr nachweisbar, so dass die Exposition der Larven über die Wasserphase unterhalb der Nachweisgrenze von $0,5 \text{ ng L}^{-1}$ lag. Wie in Kap. 3.1.1 dargestellt kann das organische Material im Sediment mit einer maximalen Konzentration von $9,75 \text{ mg kg}^{-1}$ belastet gewesen sein.

3.1.5.4.1 Imagines

Die Anzahl der in den Expositionsgefäßen gefundenen Imagines von *S. ignita* sind in Abb. 55 dargestellt. Die Werte aus den beiden Fließstrecken pro Fließrinne sind addiert worden. In der Kontrolle wurden 32 Imagines (17 Männchen, 15 Weibchen) gefunden. In der Fließrinne 0,05 waren es 33 Imagines (17 Männchen, 16 Weibchen). In der Fließrinne 0,5 wurden 37 Imagines (19 Männchen, 17 Weibchen) in den Expositionsgefäßen gefunden. In der Fließrinne 5 waren es 30 (16 Männchen, 14 Weibchen) und in der Fließrinne 50 wurden 27 Imagines (10 Männchen, 17 Weibchen) gefunden. Es ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen.

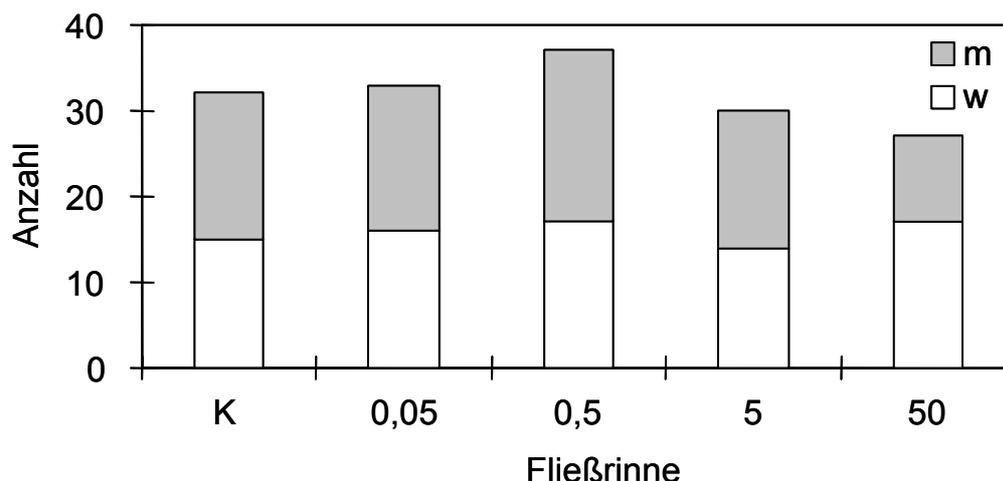


Abb. 55: Anzahl der geschlüpften Imagines von *S. ignita*, die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [m: männliche, w: weibliche Tiere; K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und $50 \mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Es wurden, wie bei *Rhithrogena semicolorata*, Tiere gefunden, deren Schlupf nicht vollständig erfolgt ist. Die addierten Werte für diese Tiere aus beiden Fließstrecken jeder Fließrinne sind in Abb. 56 dargestellt. In der Kontrolle wurden keine Tiere gefunden, deren Schlupf nicht vollständig erfolgt ist. In den Fließbrinnen 0,05 und 0,5 waren es je 2 Tiere. In der Fließrinne 5 wurde 1 Tier gefunden und 9 Tiere in der Fließrinne 50. Der Effekt in der Fließrinne 50 kann auf Fenoxycarb zurückgeführt werden.

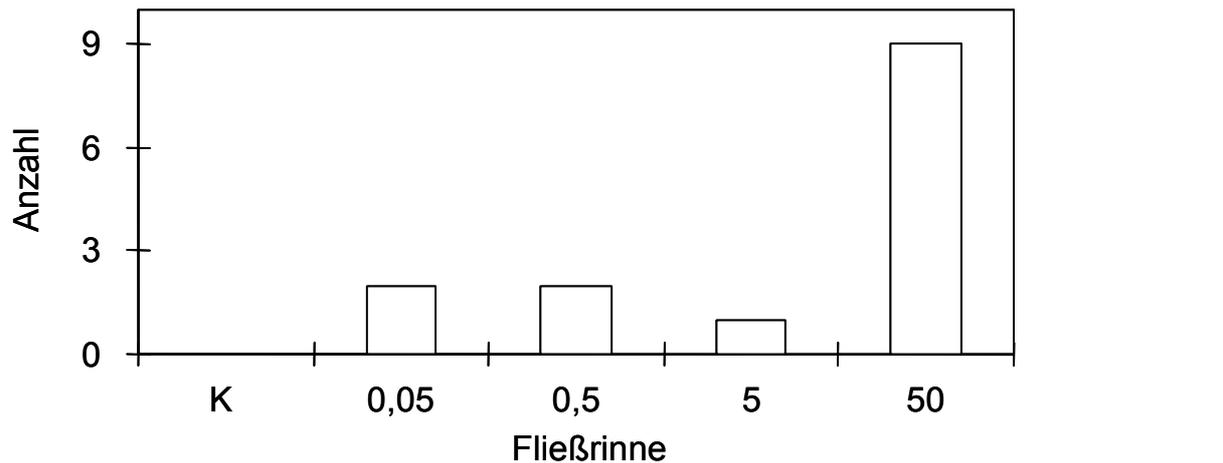


Abb. 56: Anzahl der Imagines von *S. ignita*, die die Exuvien nicht verlassen konnten. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In Abb. 57 sind die Augenabstände der Imagines von *S. ignita* dargestellt. Der Median der Augenabstände der Imagines liegt bei ca. 1,3 mm und zeigt keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung.

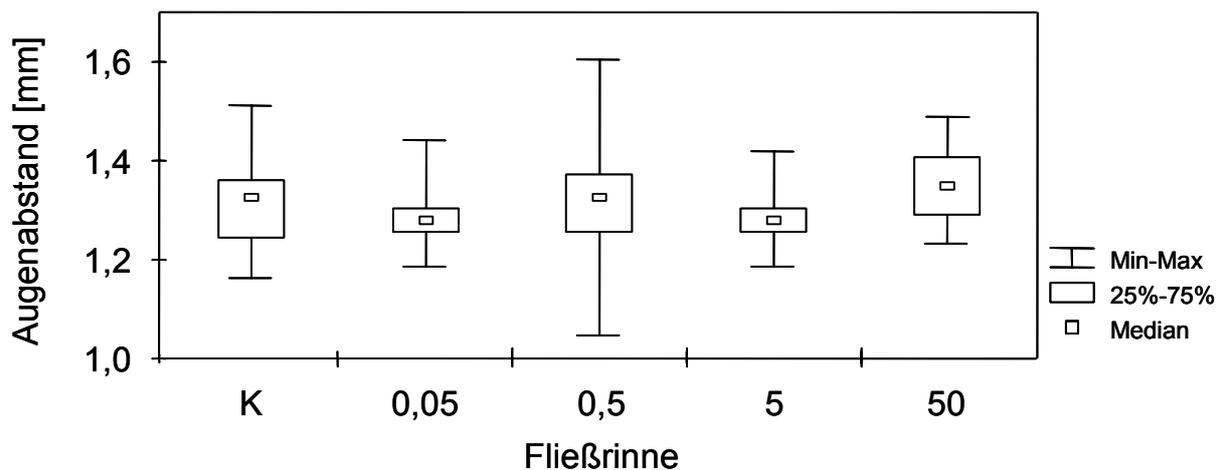


Abb. 57: Augenabstand der in den Expositionsgefäßen gefundenen Imagines von *S. ignita*. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Bei der Geschlechtsbestimmung mit Hilfe des Binokulars wurde bemerkt, dass in der Fließrinne 50 22 von 27 (ca. 80 %) gefundenen Imagines Abnormalitäten am Abdomen aufweisen (Abb. 58).

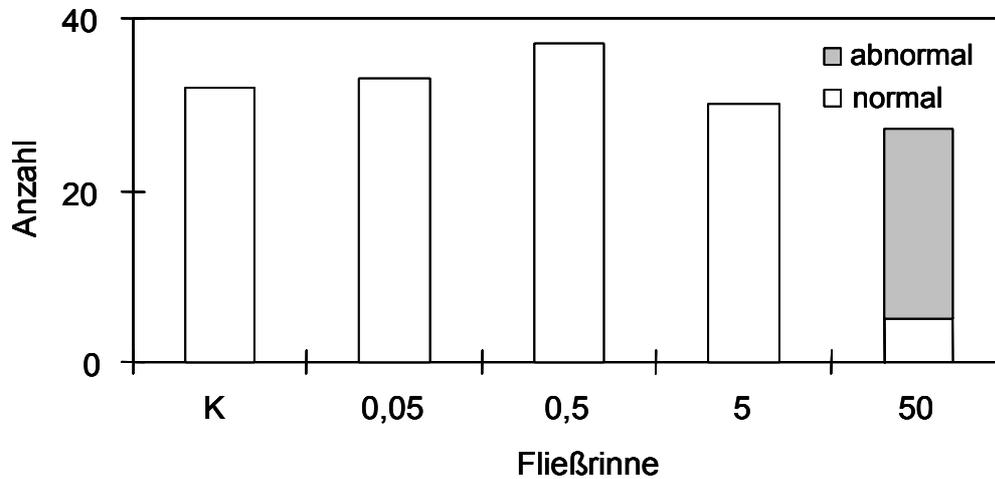


Abb. 58: Anzahl der geschlüpften Imagines von *S. ignita* in den Expositionsgefäßen und Anzahl der Tiere, die Abnormalitäten am Abdomen (grau) aufwiesen. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

Ein normal entwickeltes Imago (aus der Kontrolle) und ein Imago mit Abnormalitäten (aus der Fließrinne 50) sind in Abb. 59 vergleichend dargestellt. Die Abnormalitäten traten bei Männchen und Weibchen auf. Im Vergleich zu den Tieren in der Kontrolle waren ab dem drittletzten Abdominalsegment an den Seiten der Segmente deutlich größere Anhänge zu erkennen. Am letzten und vorletzten Segment traten keine Abnormalitäten auf. Vergleichbare Anhänge sind auch an den Rändern der Segmente am Abdomen der Larven zu erkennen.

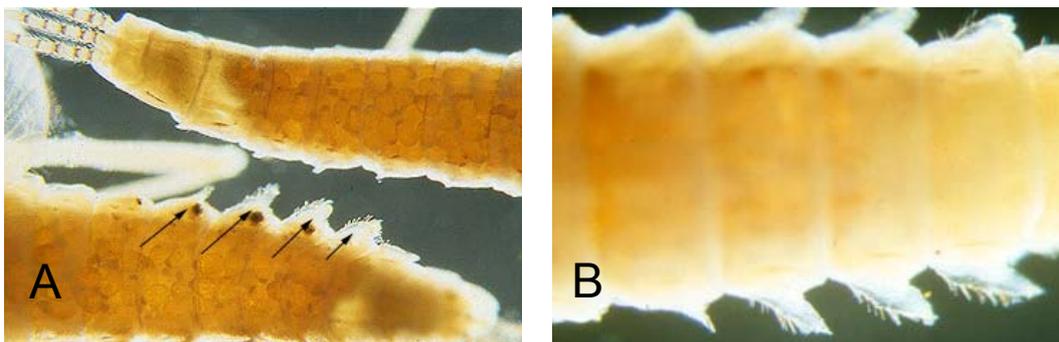


Abb. 59: A: Vergleich der Abdomen von *S. ignita* nach der Imaginalhäutung bei Tieren aus der Kontrolle (oberes Tier) und aus der Fließrinne 50 (unteres Tier) Vergrößerung 32-fach. Pfeile weisen auf die Abnormalitäten hin. B: Abnormalitäten an 4 Segmenten des Abdomens nach der Imaginalhäutung von *S. ignita* in Fließrinne 50 (Vergrößerung 50-fach).

Berechnet man den Anteil der Tiere, die als Imagines (geschlüpft bzw. in der Exuvie) von den eingesetzten 44 Tieren wieder gefunden wurden, erhält man die in Tab. 29 dargestellten Werte. Der Wiederfund liegt bei etwa 80 %. In der Fließrinne 5 wurden nur 70 % der Tiere wieder gefunden. In der Fließrinne 0,5 waren es 89 %. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung ist nicht zu erkennen.

Tab. 29: Prozentualer Wiederfund der in die Expositionsgefäße eingesetzten *S. ignita*

	K	0,05	0,5	5	50
Wiederfund [%]	73	80	89	70	82

Der Wiederfund von *S. ignita* in den Expositionsgefäßen liegt mit ca. 80 % deutlich über dem von *R. semicolorata* (Fließrinne: ca. 50 %; Expositionsgefäß: ca. 60 %). Liedtjens et al. (2004) ermittelte in Glasaquarien für *S. ignita* eine Mortalität von 5 %. Für *Haproleptophlebia lauta* betrug die Mortalität ca. 30 %.

3.1.5.4.2 Tote Larven

Tote Larven von *Seratella ignita* konnten in den Expositionsgefäßen nicht gefunden werden.

3.1.5.4.3 Mittlere Schlupfzeit der Larven

In Tab. 30 sind die mittleren Schlupfzeiten der Larven in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen dargestellt. Die EmT_{50} bezogen auf den Zeitpunkt des Einsetzens zum Zeitpunkt t_{73} ist in den einzelnen Fließrinnen ähnlich und lag zwischen 9 d in der Kontrolle und 11 d in der Fließrinne 0,05. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung ist nicht zu erkennen. Ein ähnliches Ergebnis ist für den Endpunkt EmP_{95} (Zeitraum, innerhalb dessen 95 % der Tiere schlüpften) zu erkennen. In den Fließrinnen K, 0,05, 0,5 benötigen 95 % der Larven zwischen 16 und 17 d für den Schlupf, im Gegensatz zu 15 d in der Fließrinne 5 und 50. Auch für diesen Endpunkt ist keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung vorhanden.

Tab. 30: Mittlere Schlupfzeit (EmT_{50}) und Zeitspanne, in der 95 % der Larven emergierten

	K	0,05	0,5	5	50
EmT_{50} [d]	9	11	10	11	9
EmP_{95} [d]	17	16	17	15	15

3.1.5.4.4 Exuvien

An der Gaze der Expositionsgefäße wurden auch Exuvien gefunden. Die addierten Werte aus den beiden Fließstrecken je Fließrinne sind in Abb. 60 dargestellt. In der Kontrolle wurden 39 Exuvien gefunden. In der Fließrinne 0,05 waren es 37, in der Fließrinne 0,5 39 und 38 in der Fließrinne 5. In der Fließrinne 50 waren es 26 Exuvien.

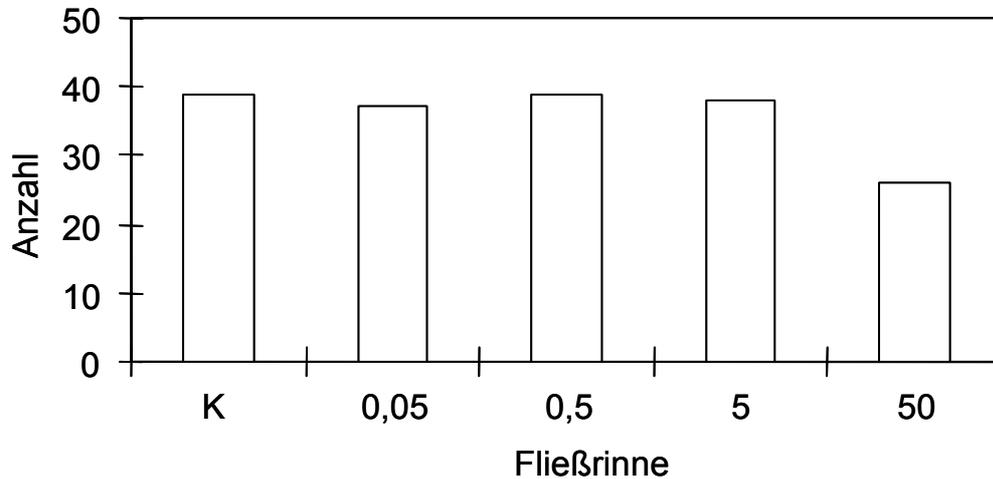


Abb. 60: Anzahl der Exuvien von *S. ignita*, die im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefunden wurden. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

In Abb. 61 ist die Kopfkapselweite der Exuvien von *S. ignita* aus den Expositionsgefäßen dargestellt. Die Mediane zeigen kaum Unterschiede und die Werte liegen um 2,3 mm. Es gab keine Konzentrations-Wirkungsbeziehung.

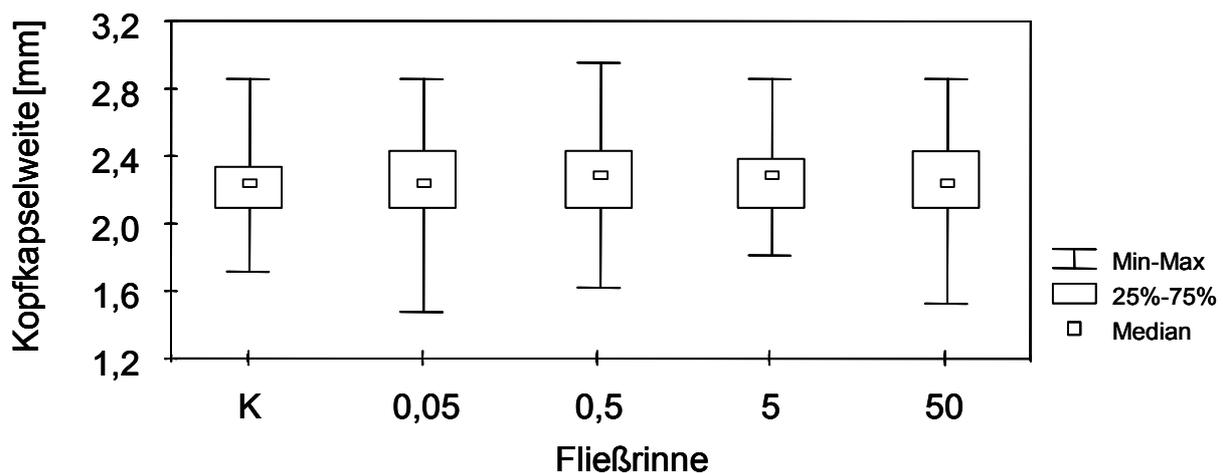


Abb. 61: Kopfkapselweite der im Verlauf des Experimentes in den Expositionsgefäßen gefundenen Exuvien von *S. ignita*. Dargestellt ist der Median, der 50 %-Bereich sowie der minimale und maximale Wert. [K: Kontrolle; 0,05; 0,5; 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$ Fenoxycarb]

3.2 Bisphenol A

3.2.1 Applikation und Nachweis im Wasser der Fließrinnen

Die Ergebnisse der ersten Analysen von Bisphenol A im Wasser der Fließrinnen (10 min nach Applikation der Substanz) sind in Tab. 31 dargestellt. Die angestrebten Nominal-Konzentrationen von 5, 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ wurden gut getroffen (analysiert 10 min nach der Applikation). Die Benennung der Fließrinnen erfolgt im Weiteren nach der jeweiligen Nominal-Konzentration.

Bei drei Analysen von Wasser der Kontrolle im Verlauf des Experimentes wurde kein Bisphenol A nachgewiesen (NWG: 1 $\mu\text{g L}^{-1}$). In der Fließrinne 5 nahm die Konzentration zum Zeitpunkt t_3 auf 46 % ab. In den beiden anderen Fließrinnen wurde zu diesem Zeitpunkt noch 63 % (50) und 87 % (500) der Startkonzentration nachgewiesen. Nach 7 Tagen wurde in der höchsten Konzentration noch 82 % nachgewiesen, während in den anderen beiden Fließrinnen kein Bisphenol A mehr nachgewiesen werden konnte (NWG: 1 $\mu\text{g L}^{-1}$, für Fließrinne 5 und 2,8 $\mu\text{g L}^{-1}$, für Fließrinne 50). Zum Zeitpunkt t_{12} konnte es auch in der höchsten Konzentration nicht mehr nachgewiesen werden.

Nach diesem Zeitpunkt wurde Bisphenol A im Anschluss an die Analytik alle 7 Tage nachdosiert. Es wurde in Abhängigkeit der Analyse-Ergebnisse soviel Bisphenol A in das Wasser der Fließrinnen gegeben, dass die entsprechende Nominal-Konzentration erreicht wurde. In die Fließrinne 500 wurde Bisphenol A 13-mal während des Experimentes appliziert (Gesamtmenge: 2,72 g), in die anderen Fließrinnen jeweils 15mal (Gesamtmenge 0,02 g in Fließrinne 5 und 0,25 g in Fließrinne 50).

Tab. 31: Ergebnisse der ersten Analysen von Bisphenol A (10 min nach Applikation), Anzahl der Applikationen im Verlauf des Experimentes und Gesamtmenge an Bisphenol A.

	5	50	500
Bisphenol A [$\mu\text{g L}^{-1}$]	3,7	48,3	505,6
Anzahl d. Applikationen	15	15	13
Gesamtmenge an Bisphenol A [g]	0,02	0,25	2,72

Exemplarisch ist der Verlauf der Bisphenol A -Konzentration im Wasser der Fließrinne 500 in Abb. 62 dargestellt. Die Dynamik des Konzentrationsverlaufs wurde zu drei Zeitpunkten detaillierter analysiert (t_{48-52} , t_{80-82} und $t_{94/95}$) und die DT_{50} -Werte berechnet.

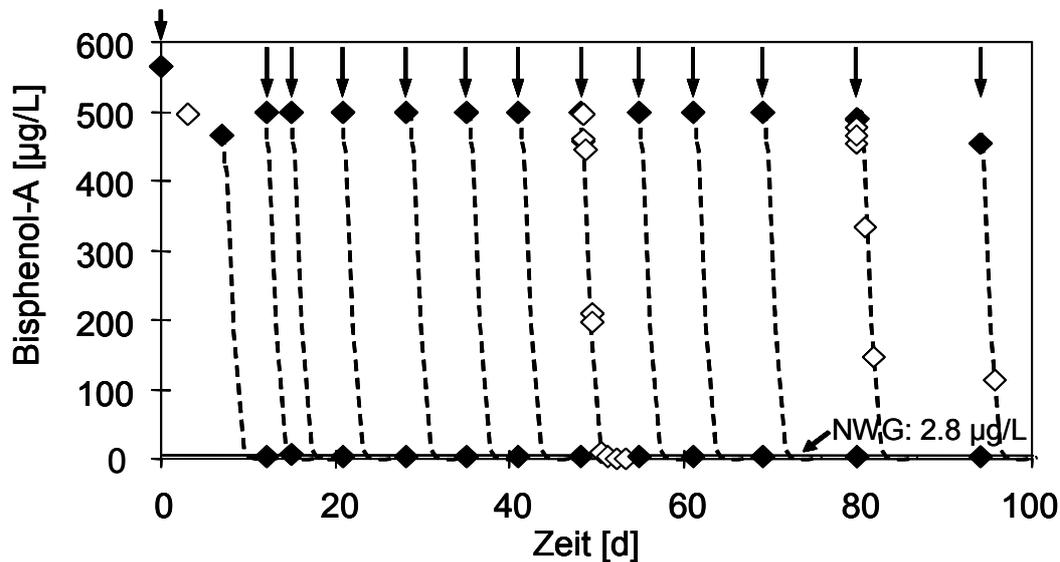


Abb. 62: Verlauf der Bisphenol A -Konzentration im Wasser der Fließrinne 500. ↓: Applikation, ◆: Werte zur Berechnung der Effektivkonzentration.

Die Ergebnisse der ersten beiden Zeiträume dieser Analysen sind in Abb. 63 dargestellt. Zur Illustration des Verlaufes ist in der Abbildung auch eine Kinetik erster Ordnung mit einer Halbwertszeit von einem Tag dargestellt.

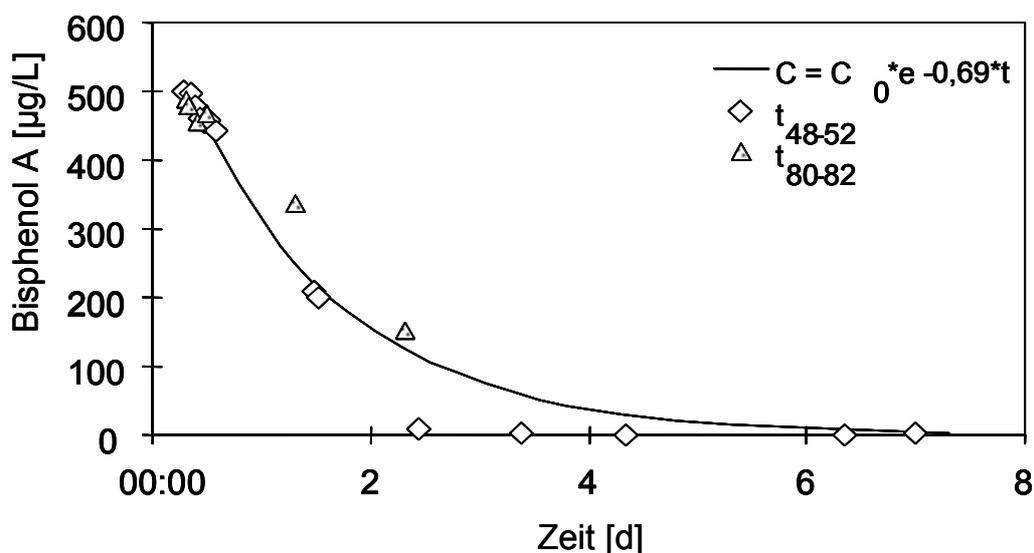


Abb. 63: Ergebnisse der detaillierten Analyse von Bisphenol A im Wasser der Fließrinne 500 (Zeitpunkte t_{48-52} und t_{80-82} gemeinsam dargestellt). Durchgezogene Linie: Kinetik 1. Ordnung, Halbwertszeit 1 d. Weitere Erklärungen im Text.

Die berechneten DT_{50} -Werte sind in Tab. 32 zusammengestellt. Die Werte liegen zwischen 0,5 - 1,7 Tagen. Sie sind in guter Übereinstimmung mit Literaturangaben (Staples et al., 1998; Ike et al., 2000; Klécka et al., 2001). Dies gilt ebenfalls für die beobachtete lag-Phase, nach der die Bisphenol A-Konzentration schnell abnahm (Ike et al., 2000; Klécka et al., 2001).

Tab. 32: DT_{50} -Werte [d] für die Abnahme von Bisphenol A während des Experimentes.

	Fließrinne		
	5	50	500
t_{48-52}	n. a.	0,8	1,1
t_{80-82}	1,0	0,8	1,7
$t_{94/95}$	0,8	0,5	0,5

n.a.: nicht analysiert

Der Anstieg der Wassertemperatur um 7 °C, aufgrund eines technischen Problems mit der Kühlung zwischen dem Zeitpunkt t_{7-9} , hat offensichtlich keinen Einfluss auf die Abnahme der Konzentration durch eine erhöhte Abbauleistung von Mikroorganismen. Bisphenol A kann von Mikroorganismen abgebaut werden (Ike et al., 2000; Klécka et al., 2001). Mit der angewendeten Analysemethode war es jedoch nicht möglich, Abbauprodukte von der Matrix zu separieren. Für *Pseudomonas putida* wurde bis zu einer Konzentration von 320 mg L⁻¹ (18 h, 25 °C, Endpunkt: Hemmung des Zellwachstums) kein Effekt beobachtet und für *P. fluorescens* liegt die IC_{50} bei 54,5 mg L⁻¹ (IC = Inhibitorische Konzentration, keine weiteren Angaben zum Versuchsdesign) (European Commission, 2003). Die höchste getestete Konzentration in diesem Versuch (500 µg L⁻¹) ist 100fach geringer, als die angegebenen Effektwerte für Mikroorganismen. Direkte Effekte von Bisphenol A auf Mikroorganismen sind daher nicht wahrscheinlich.

Einige Bakterien können mit Bisphenol A als einziger Kohlenstoffquelle wachsen (Lobos et al., 1992; Ike et al., 2000). 70 - 80 % des Bisphenol A (gemessen als TOC) wurde von diesen Bakterien zu CO₂ mineralisiert. Nach dem von Spivack et al. (1994) bzw. Ike et al. (2002) publiziertem Abbauweg handelt es sich bei den verbleibenden 20 - 30 % um Tetraol-IV (2,3-bis(4-hydroxyphenyl)-1,2-propanediol) und p-HPOH (p-hydroxyphenacyl alcohol). Diese Stoffe (bei einer Konzentration von 1 g L⁻¹) hatten keinen Effekt auf die Mobilität von Daphnien (Ike et al., 2002). 20 % der eingesetzten Gesamtmenge, die im Verlauf des Experimentes in die höchste Konzentration (Fließrinne 500: 2,72 g) zudosiert wurde, würden am Ende zu einer möglichen Konzentration der Endprodukte von 1 mg L⁻¹ (bezogen auf ein

Wasservolumen von 500 L) führen. Die akute Toxizität von Bisphenol A auf Daphnien liegt zwischen 3,9 und 10,2 mg L⁻¹ (European Commission, 2003). Die Abbauprodukte sind bezogen auf die akute Wirkung deutlich weniger toxisch, chronische Daten liegen jedoch nicht vor. Trotzdem kann davon ausgegangen werden, dass die im Fließbrinnenexperiment beobachteten Effekte von Bisphenol A verursacht worden sind und nicht von den Abbauprodukten.

Die Nominal-Konzentrationen von 5, 50 und 500 µg L⁻¹ wurden in folgende Effektiv-Konzentrationen umgerechnet (Tab. 33). Es wurde das geometrischen Mittel der Startkonzentration und der mit einer DT₅₀ von 0,8 Tagen berechneten Konzentration nach 7 Tagen (vor der nächsten Applikation) gebildet.

Tab. 33: Nominal- und Effektiv-Konzentrationen von Bisphenol A im Fließbrinnen-Experiment.

Bisphenol A [µg L ⁻¹]	
nominal	effektiv
5	0,24
50	2,4
500	24,1

3.2.2 Physikalisch-chemische Analysen

Die Zeitangaben bei den Darstellungen der physikalisch-chemischen Ergebnisse beziehen sich immer auf den in Abb. 12 dargestellten Zeitstrahl. Die Fließbrinnen werden nach ihren Nominal-Konzentrationen bezeichnet. Die Bestimmung der physikalischen-chemischen Variablen begann zum Zeitpunkt t₉ und endete zum Zeitpunkt t₁₀₁.

Das Experiment wurde mit Bisphenol A Konzentrationen von 5, 50 und 500 µg L⁻¹ durchgeführt. Die Fließbrinnen K (Kontrolle bei 15 °C), 5, 50 und 500 stellen die 4 Ansätze für das Experiment mit Bisphenol A dar.

3.2.2.1 Temperatur

Der Verlauf der Temperaturen im Wasser der Fließrinnen ist in Abb. 64 dargestellt. Die Temperaturen waren im gesamten Verlauf des Experimentes in allen Rinnen relativ konstant und die Unterschiede zwischen der Kontrolle und den Fließrinnen 5, 50, 500 sind gering. Die höhere Temperatur in den Fließrinnen 50 und 500 zum Zeitpunkt t_{10} erklärt sich durch einen Defekt der Kühlanlage zu diesem Zeitpunkt. Innerhalb von ungefähr 10 Stunden stiegen die Temperaturen in allen Fließrinnen auf 19 °C an. Nach der Reparatur der Kühlanlage konnten die Temperaturen wieder auf den vorgegebenen Wert von 15 °C reguliert werden. Durch die technische Konstruktion der Kühlanlage dauerte die Abkühlung in den Fließrinnen 50 und 500 etwa 1 Stunde länger als in den anderen Fließrinnen und wurde bei der regulären Temperaturmessung noch erfasst.

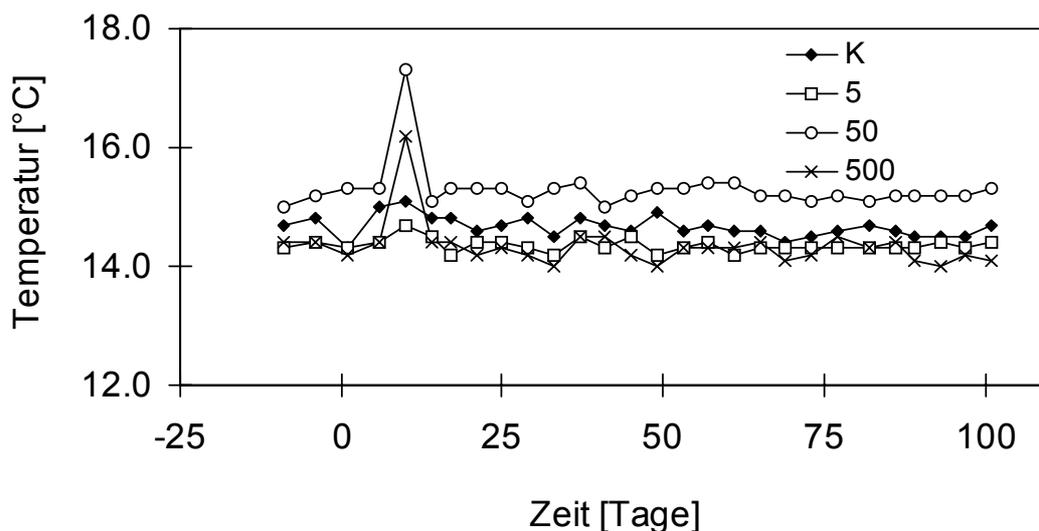


Abb. 64: Verlauf der Temperaturen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Die kurzzeitige Erhöhung hat auf *Lumbriculus variegatus* vermutlich keinen Effekt gehabt, da das Temperaturoptimum von *L. variegatus* mit 20-25 °C angegeben wird (Chapman et al., 1999). Außerdem trat dieses Problem in allen Fließrinnen auf, obwohl es nur für zwei Fließrinnen aus der Abb. 64 ersichtlich wird.

In Tab. 34 sind die Mediane, sowie die minimalen/maximalen Werte der Temperatur zusammengefasst. Die Mediane in der Kontrolle und den Fließrinnen 5, 50, 500 zeigen nur geringe Unterschiede. Ein Vergleich der minimalen und maximalen Werte (ausgenommen die

Maxima in den Fließrinnen 50 und 500) zeigt sehr deutlich, dass die Temperaturschwankungen innerhalb eine Fließrinne äußerst gering sind.

Tab. 34: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Temperaturen des Wassers in den Fließrinnen [°C]

	K	5	50	500
Median	14,7	14,3	15,2	14,3
Min	14,3	14,2	15,0	14,0
Max	15,1	14,7	17,3	16,2

3.2.2.2 Sauerstoff

In Abb. 65 ist der Verlauf der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen dargestellt. Sie liegen in der Kontrolle und in den Fließrinnen 5, 50, 500 über den gesamten Zeitraum bei ca. 11 mg L⁻¹.

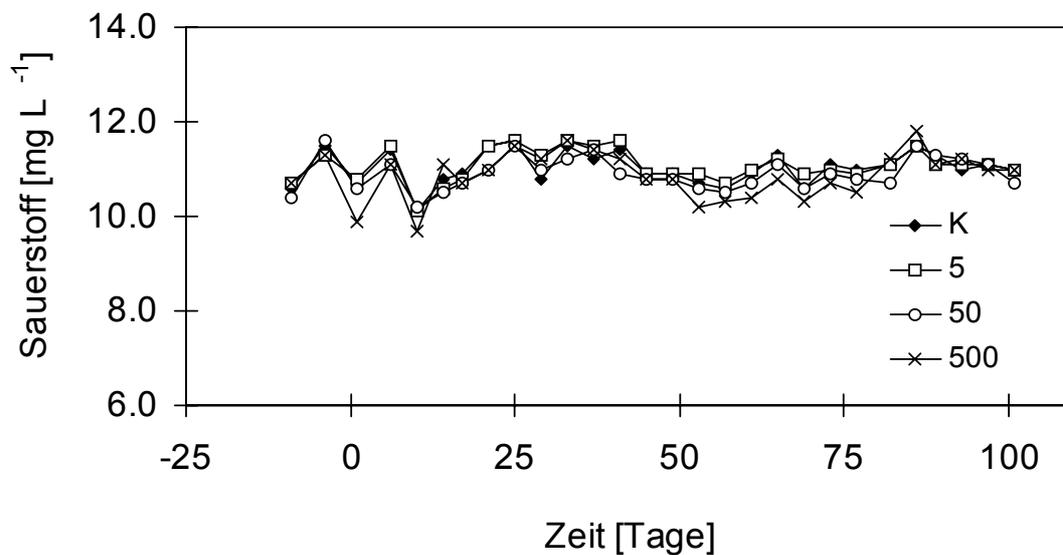


Abb. 65: Verlauf der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L⁻¹ Bisphenol A]

In Tab. 35 sind die Mediane und die minimalen/maximalen Werte der Sauerstoff-Konzentrationen zusammengefasst.

Tab. 35: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Sauerstoff-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L^{-1}]

	K	5	50	500
Median	11,0	11,1	10,9	11,0
Min	10,1	10,1	10,2	9,7
Max	11,6	11,6	11,6	11,8

Die Mediane, sowie die minimalen und maximalen Werte in der Kontrolle und in den Fließbrinnen 5, 50, 500 zeigen keine Unterschiede. Die minimalen Werte in diesen Ansätzen zeigen, dass im Wasser der Fließbrinnen für die Organismen immer eine ausreichende Sauerstoff-Konzentration vorhanden war.

3.2.2.3 pH-Wert

Der Verlauf der pH-Werte im Wasser der Fließbrinnen ist in Abb. 66 dargestellt. Vom Beginn der Messung bis zum Zeitpunkt t_{33} zeigt nur die Fließrinne 500 einen etwas niedrigeren pH-Wert im Vergleich zu den anderen Fließbrinnen. Danach zeigen sich in den Fließbrinnen Unterschiede, die aber nicht auf Bisphenol A zurückgeführt werden können, da keine Konzentrations-Wirkungsbeziehung vorliegt.

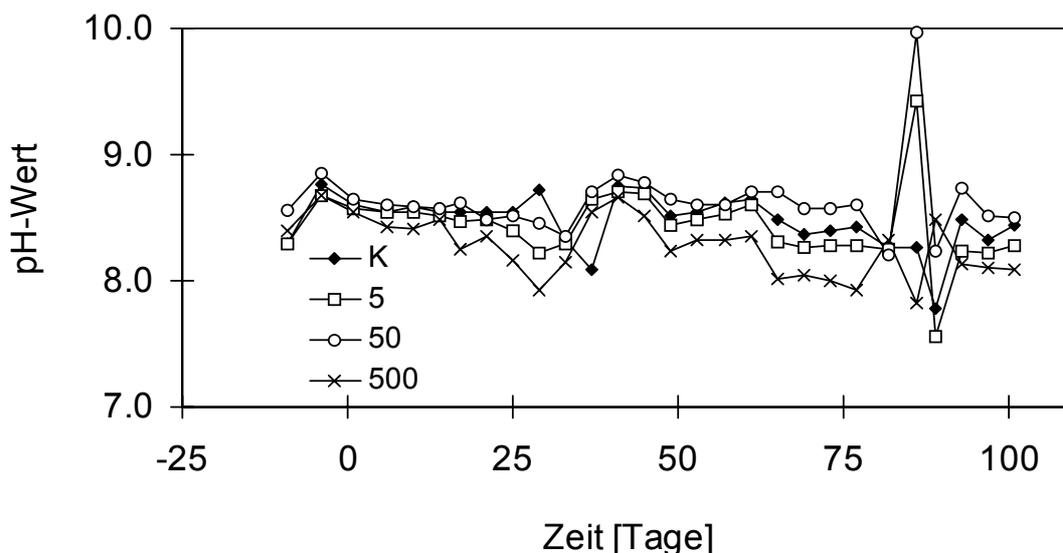


Abb. 66: Verlauf der pH-Werte im Wasser der Fließbrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Nur in den Fließrinnen 5 und 50 wurden höhere Maximal-Werte beobachtet als in den anderen Fließrinnen. In diesen Fließrinnen wurden nur zu einem Zeitpunkt (t_{86}) pH-Werte von über 9 bestimmt. Es gibt keine biologische oder physikalisch-chemische Erklärung für diese Werte. Sie sind möglicherweise auf einen Messfehler zurückzuführen.

In Tab. 36 sind die Mediane, die Quartile sowie die minimalen und maximalen pH-Werte zusammengefasst. Die Unterschiede bei den Medianen zwischen der Kontrolle und den Fließrinnen 5, 50, 500 sind gering. Die Schwankungen des pH-Wertes im Verlauf des Experimentes gering sind.

Tab. 36: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der pH-Werte im Wasser in den Fließrinnen.

	K	5	50	500
Median	8,5	8,5	8,6	8,3
Min	7,8	7,6	8,2	7,8
Max	8,8	9,4	10,0	8,7

Die pH-Werte im Wasser in den Fließrinnen entsprechen einem gepufferten karbonathaltigen Fließgewässer. In den Freilanduntersuchungen (Ladewig, 2004) liegen die pH-Werte im Lockwitzbach mit Werten von 6,4 -8,5 etwas niedriger als in den Fließrinnen. Der pH-Wert in Gewässern kann auch eine sehr hohe photosynthetische Aktivität der autotrophen Organismen widerspiegeln. In diesem Fall käme es zu einer Erhöhung des pH-Wertes auf über 9. Die leichte Erhöhung der pH-Werte in dem Zeitraum t_{41} - t_{45} fällt nicht mit dem Maximum der Biomasse des Aufwuchses, in dem das Periphyton enthalten ist, zusammen. Der Verlauf der pH-Werte in den Fließrinnen lässt keine deutlich erhöhte photosynthetische Aktivität in den Fließrinnen erkennen.

3.2.2.4 Leitfähigkeit

Der Verlauf der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließrinnen ist in Abb. 67 dargestellt. Die Leitfähigkeiten steigen in allen Fließrinnen bis zum Zeitpunkt t_{65} an. Ab dem Zeitpunkt t_{65} zeigt die Leitfähigkeit kaum noch einen Anstieg.

Die Zugabe von Nährstoffen, die zu einer Erhöhung der Leitfähigkeit beiträgt, führt nicht generell zu einem deutlichen Anstieg der Leitfähigkeit. Dies ist nur zu den Zeitpunkten t_{14}

und t_{53} zu beobachten, zu denen große Mengen an Silikat (t_{14}) bzw. Silikat und Nitrat (t_{53}) zugegeben wurden.

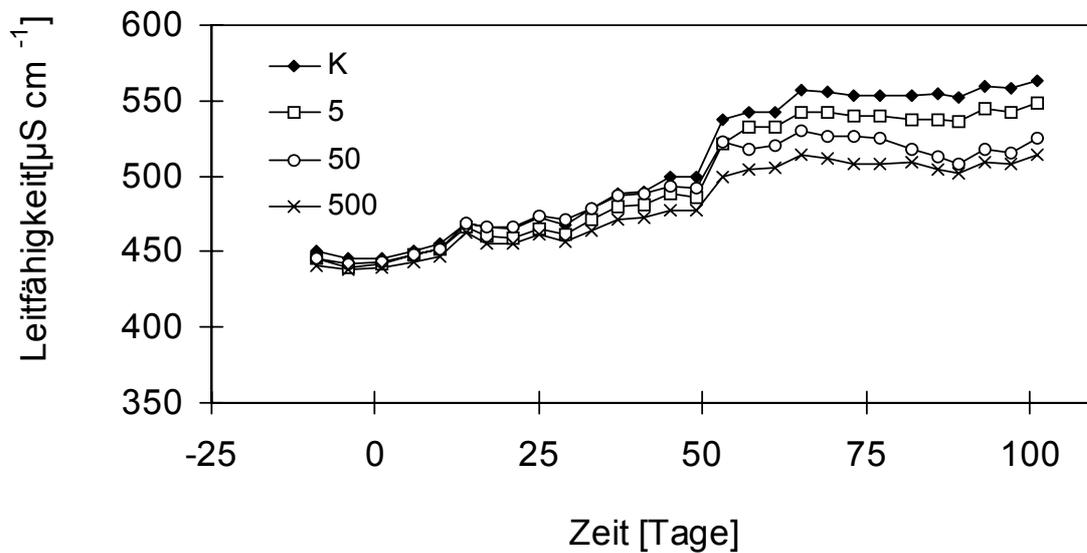


Abb. 67: Verlauf der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

In Tab. 37 sind die Mediane, die Quartile sowie die minimalen/maximalen Werte der Leitfähigkeiten zusammengefasst. Die Mediane in der Kontrolle und den Fließbrinnen 5, 50, 500 weisen nur geringe Unterschiede auf.

Tab. 37: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Leitfähigkeiten im Wasser in den Fließbrinnen [$\mu\text{S cm}^{-1}$]

	K	5	50	500
Median	499	487	493	478
Min	445	440	442	438
Max	563	549	530	514

Die Leitfähigkeiten im Wasser der Fließbrinnen entsprechen ungefähr der im Lockwitzbach (Ladewig, 2004). Negative Effekte auf die Entwicklung der Oligochaeten sind demzufolge nicht zu erwarten. Die Leitfähigkeit ist im Vergleich zum Experiment mit Fenoxycarb schon zu Beginn etwas höher, was darauf zurückzuführen ist, dass im Bisphenol A-Experiment zusätzlich zum Leitungswasser Zusätze nach Borgmann (1996) verwendet wurden.

3.2.2.5 Nitrat-N

In Abb. 68 ist der Verlauf der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser der Fließbrinnen dargestellt. Die Konzentrationen gehen in allen Fließbrinnen von Werten zwischen 3 und 4 mg L⁻¹ bis zum Zeitpunkt t₃₉ und t₄₆ auf Werte um 1 mg L⁻¹ zurück. Für den Zeitpunkt t₄ kann kein valider Wert angegeben werden, da hier ein Fehler bei der Analytik aufgetreten ist.

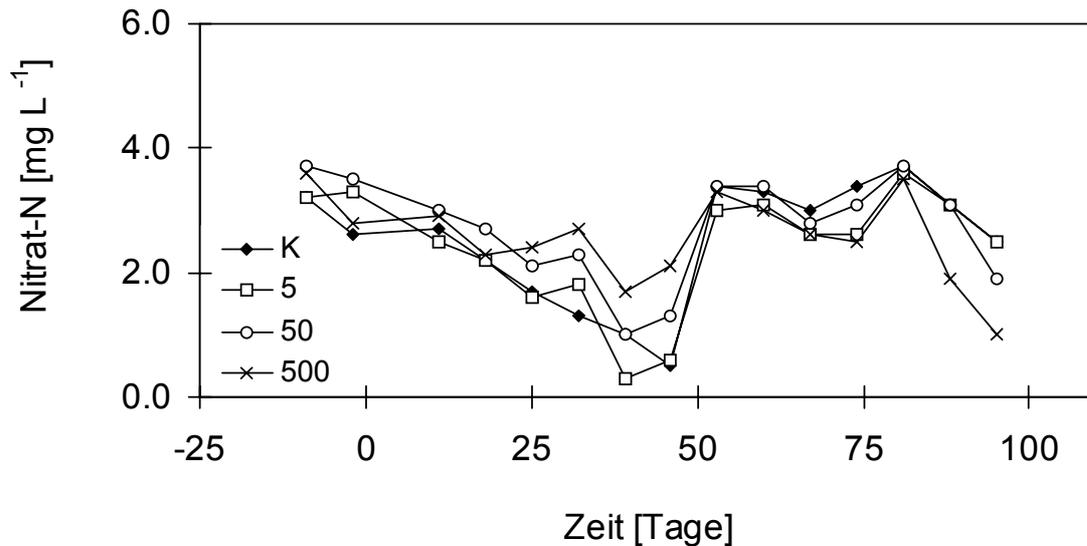


Abb. 68: Verlauf der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser der Fließbrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 µg L⁻¹ Bisphenol A]

Der Anstieg der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser der Fließbrinnen zum Zeitpunkt t₅₃ ist durch die Zugabe von Nitrat in das Wasser der Fließbrinnen verursacht. Danach betragen die Nitrat-N-Konzentrationen etwa 3,5 mg L⁻¹ in allen Fließbrinnen und nehmen ab t₈₁ bis zum Ende des Experimentes ab.

In Tab. 38 sind die Mediane, sowie die minimalen und maximalen Nitrat-N Konzentrationen zusammengefasst.

Tab. 38: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,02 mg L⁻¹).

	K	5	50	500
Median	2,7	2,6	2,9	2,6
Min	0,5	0,3	1,0	1,0
Max	3,7	3,6	3,7	3,6

Die Mediane der Nitrat-N-Konzentrationen im Wasser in der Kontrolle und in den Fließrinnen 5, 500 betragen etwa $2,6 \text{ mg L}^{-1}$. In der Fließrinne 50 beträgt der Median $2,9 \text{ mg L}^{-1}$ und ist etwas höher im Vergleich zu den anderen Fließrinnen.

Die maximalen Konzentrationen von Nitrat-N aus den Freilanduntersuchungen im Lockwitzbach betragen bis zu $14,2 \text{ mg L}^{-1}$ (Ladewig, 2004). Für *Lumbriculus variegatus* beträgt die akute Toxizität (LC_{50} , 96 h) von Nitrat $42,8 \text{ mg L}^{-1}$ (Leppchen, 2002) und liegt damit deutlich oberhalb der in den Fließrinnen gemessenen Maximalwerte. Negative Effekte auf die Entwicklung der Oligochaeten sind demzufolge nicht zu erwarten.

3.2.2.6 Nitrit-N

Der Verlauf der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser der Kontrolle und der Fließrinnen 50, 500 ist über die gesamte Dauer des Experimentes ähnlich. Der Verlauf in Fließrinne 5 ist jedoch zu Beginn des Experimentes für den Zeitraum t_9 bis t_{11} deutlich anders. Die Konzentration steigt auf $0,29 \text{ mg L}^{-1}$ an. Ab dem Zeitpunkt t_{18} mit $0,003 \text{ mg L}^{-1}$ sind die Unterschiede zwischen den anderen Fließrinnen wieder gering.

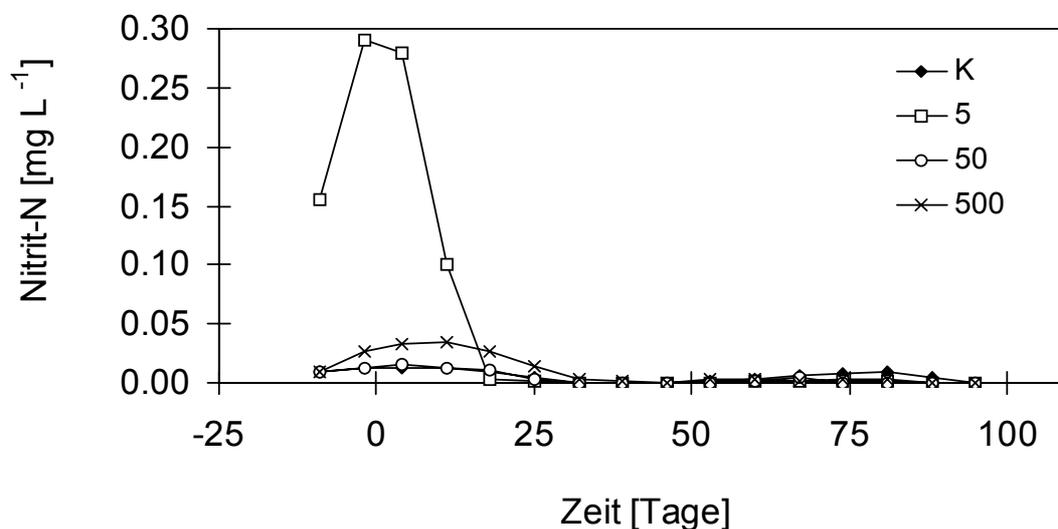


Abb. 69: Verlauf der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und $500 \mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Die Mediane, die Quartile sowie die minimalen und maximalen Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen sind in Tab. 39 zusammengefasst. Die Mediane der Nitrit-N-Konzentrationen sind für alle Fließrinnen ähnlich. Obwohl in der Fließrinne 5 zu vier Zeitpunkten die Nitrit-N-Konzentration deutlich höher lag als in den anderen Fließrinnen, zeigt sich dies nur beim

Vergleich der maximalen Werte. Da zu allen anderen Messzeitpunkten (insgesamt 16) die Nitrit-N-Konzentration im Wasser der Fließrinne 5 im Vergleich zu den anderen Fließrinnen meist geringer war, ist der Median dennoch geringer und liegt in der gleichen Größenordnung wie der in den anderen Fließrinnen.

Tab. 39: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Nitrit-N-Konzentrationen im Wasser in den Fließrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: $0,002 \text{ mg L}^{-1}$)

	K	5	50	500
Median	0,006	0,002	0,011	0,011
Min	nn	nn	nn	nn
Max	0,013	0,290	0,015	0,034

Das im Wasser gelöste Ammonium wird von Nitrifikanten zu Nitrit und in einem weiteren Schritt zu Nitrat oxidiert (Schwoerbel, 1993). Für die Nitrifikanten ist eine gute Sauerstoffversorgung, gute Pufferung, neutrale Reaktion und ausreichende Ammoniumversorgung notwendig (Schwoerbel, 1993). Es könnte in der Fließrinne 5 eine Störung der Nitrifikanten der Gattung *Nitrobacter* gegeben haben, so dass Nitrit, das Zwischenprodukt der Oxidation, in höheren Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen nachgewiesen werden konnte. Hohe Nitritkonzentrationen können wieder die Nitrifikanten der Gattung *Nitrosomonas* hemmen, so dass Ammonium nicht mehr zu Nitrit oxidiert werden kann. Ob die Störung der Nitrifikanten die Ursache für die im Vergleich zu den anderen Fließrinnen hohen Nitritkonzentrationen in der Fließrinne 5 war, kann aber aus den vorliegenden Untersuchungen nicht abschließend beantwortet werden.

Im Vergleich zu Ergebnissen aus dem Lockwitzbach (Ladewig, 2004), für den eine maximale Nitrit-N-Konzentration bei $0,13 \text{ mg L}^{-1}$ bestimmt wurde, ist der Wert in der Fließrinne 5 mit $0,29 \text{ mg L}^{-1}$ etwa doppelt so hoch.

Für *Lumbriculus variegatus* liegt die akute Toxizität von Nitrit deutlich oberhalb der in den Fließrinnen gemessenen Maximalwerte. In der höchsten getesteten Konzentration von $10,9 \text{ mg L}^{-1}$ wurden keine Effekte über einen Zeitraum von 96 h beobachtet (Leppchen, 2002). Volpers (1995) konnten für *Limnodrilus hoffmeisteri* und *Tubifex tubifex* bei einer Konzentration von 4 mg L^{-1} keinen Effekt auf die Defäkationsrate beobachten.

3.2.2.7 Ammonium-N

In Abb. 70 ist der Verlauf der Ammonium-N-Konzentrationen im Wasser der Fließbrinnen dargestellt. Bis zum Zeitpunkt t_{32} ist der Verlauf der Konzentrationen in allen Fließbrinnen vergleichbar. Zu den Zeitpunkten t_{39} und t_{46} wurden in der Kontrolle etwas höhere Konzentrationen bestimmt. In der Kontrolle und der Fließrinne 5 ist zu den Zeitpunkten t_{74} und t_{81} ein geringfügiger Anstieg der Ammonium-N-Konzentrationen zu erkennen. Dies ist in den Fließbrinnen 50 und 500 nicht zu beobachten.

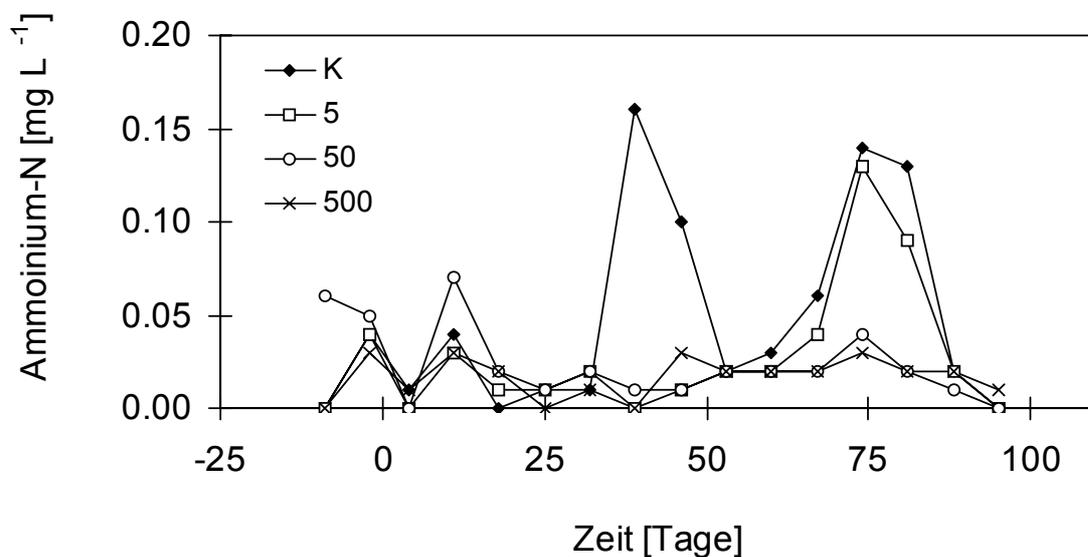


Abb. 70: Verlauf der Ammonium-N Konzentrationen im Wasser der Fließbrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Beim Vergleich der in Tab. 40 zusammengefassten Mediane, sowie der minimalen und maximalen Werte zeigt sich, dass in der Kontrolle der Median höher und die Spannweite zwischen Minimum und Maximum ist im Vergleich zu den anderen Fließbrinnen ebenfalls etwas größer. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung liegt nicht vor.

Tab. 40: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Ammonium-N-Konzentrationen des Wassers in den Fließbrinnen [mg L^{-1}], nn= nicht nachweisbar (NWG: $0,01 \text{ mg L}^{-1}$)

	K	5	50	500
Median	0,04	0,02	0,02	0,02
Min	0,01	0,01	0,01	0,01
Max	0,16	0,13	0,07	0,03

Ammonium ist in den in den Fließrinnen gemessenen Konzentrationen nicht akut toxisch für Oligochaeten (siehe Kap. 3.1.2.7). Dies gilt auch für die berechnete Ammoniak-Konzentration, die für die höchsten Ammonium-Konzentrationen ($0,16 \text{ mg L}^{-1}$) in der Kontrolle bei $0,013 \text{ mg L}^{-1}$ liegt.

3.2.2.8 orthoPhosphat-P

In Abb. 71 ist der Verlauf der orthoPhosphat-P-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen dargestellt.

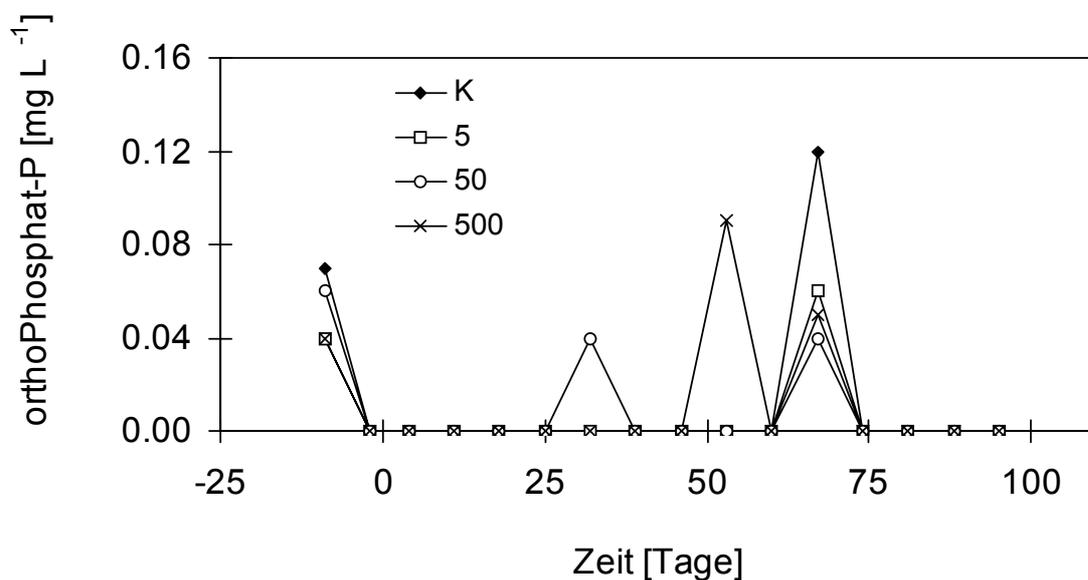


Abb. 71: Verlauf der orthoPhosphat-P-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Obwohl Phosphat im Verlauf des Experimentes insgesamt 8 x zugegeben wurde (Tab. 41), lagen die orthoPhosphat-P-Konzentrationen im Wasser der Kontrolle und der Fließrinnen 5, 50, 500 nur an vier Messzeitpunkten oberhalb der Nachweisgrenze von $0,005 \text{ mg L}^{-1}$. Die zugegebenen Phosphatmengen für den gesamten Untersuchungszeitraum sind in der Kontrolle und den Fließrinnen 5 und 50 mit 186-189 mg ähnlich, in der Fließrinne 500 waren es mit 180 mg etwas weniger.

Tab. 41: Zugegebene Phosphatmenge zum Wasser der einzelnen Fließrinnen im Bisphenol A-Experiment

	K	5	50	500
Zugabe [mg]	189	186	187	177

Die Aufnahme durch den Aufwuchs, speziell des Periphytons, erfolgte sehr schnell. Da die Konzentrationen häufig unterhalb der Nachweisgrenze von $0,005 \text{ mg L}^{-1}$ lagen, ist es nicht sinnvoll, Mediane zu berechnen. Die maximalen Konzentrationen betragen in der Kontrolle $0,120 \text{ mg L}^{-1}$, in der Fließrinne 5 $0,055 \text{ mg L}^{-1}$, in der Fließrinne 50 $0,050 \text{ mg L}^{-1}$ und in der Fließrinne 500 $0,070 \text{ mg L}^{-1}$. Phosphat hat in diesen Konzentrationen keine toxischen Effekte auf die Oligochaeten.

3.2.2.9 Silikat-Si

In Abb. 72 ist der Verlauf der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen dargestellt. Zu Beginn des Experimentes ist ein deutlicher Rückgang der Konzentrationen zu beobachten. Ab dem Zeitpunkt t_{11} kommt es zu einem Anstieg der Konzentrationen bis zum Zeitpunkt t_{32} , gefolgt von einem erneuten Rückgang bis zum Zeitpunkt t_{46} .

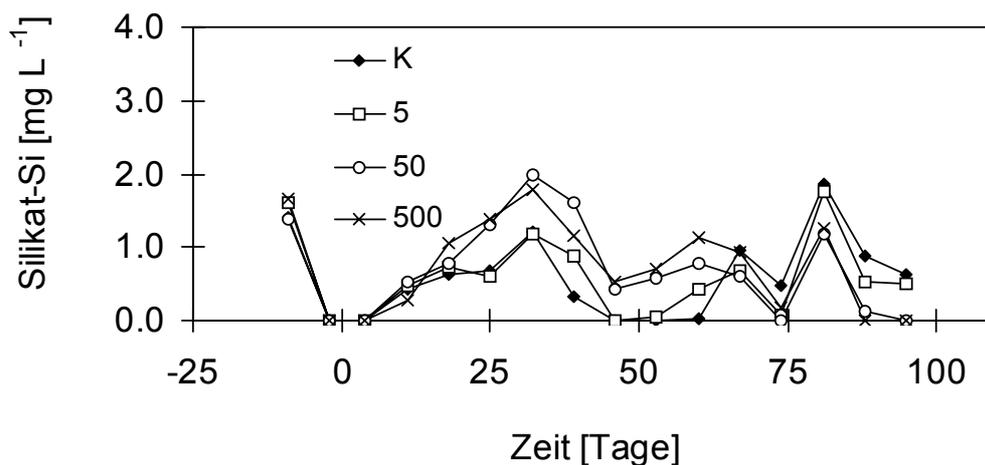


Abb. 72: Verlauf der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen im Experiment mit Bisphenol A. [K: Kontrolle; 5; 50 und $500 \mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Der Verlauf ist jedoch nicht das Resultat einer einfachen Aufnahme (bei Silikat speziell durch Bacillariophyceen im Aufwuchs) bzw. Freisetzung. Silikat wurde an insgesamt 14 Terminen in das Wasser der Fließrinnen zugegeben. Damit sollte ein ausreichendes Angebot an Silikat für die Bacillariophyceen sichergestellt werden. Die Menge der Zugabe zu den einzelnen Fließrinnen war abhängig von den zuvor bestimmten Konzentrationen. Es wurde soviel Silikat zugegeben, um die festgelegte Soll-Konzentration von $2,7 \text{ mg Si L}^{-1}$ im Wasser der Fließrinnen zu erreichen. Über den gesamten Verlauf des Experimentes wurden in die Kontrolle und die Fließrinnen 5, 50 500 insgesamt vergleichbare Mengen zwischen 15,2 und 13,0 g an Silikat zugegeben (Tab. 42).

Tab. 42: Zugegebene Silikatmenge zum Wasser der einzelnen Fließbrinnen im Bisphenol A-Experiment.

	K	5	50	500
Zugabe [g]	15,2	14,9	13,9	13,0

In Tab. 43 sind die Mediane, die Quartile sowie die minimalen und maximalen Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser der Fließbrinnen zusammengestellt. Die Mediane der Konzentration in der Kontrolle und den Fließbrinnen 5, 50 betragen 0,66; 0,61 und 0,76 mg L⁻¹. In der Fließrinne 500 liegt der Wert bei 1,10 mg L⁻¹.

Tab. 43: Mediane, Minimal- und Maximalwerte der Silikat-Si-Konzentrationen im Wasser in den Fließbrinnen [mg L⁻¹], nn= nicht nachweisbar (NWG: 0,01 mg L⁻¹)

	K	5	50	500
Median	0,66	0,61	0,76	1,10
Min	0,02	0,06	0,03	0,17
Max	1,87	1,75	2,00	1,78

Die Silikat-Si-Konzentrationen haben mit maximal 2,66 mg L⁻¹ keinen Effekt auf die Entwicklung der Oligochaeten in den Fließbrinnen. Die minimalen Konzentrationen können einen Einfluss für das Wachstum der Bacillariophyceen haben und werden im Kapitel Aufwuchs diskutiert.

3.2.2.10 Zusammenfassung

In Tab. 44 sind die Mediane, maximalen und minimalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen des Wassers in den Fließbrinnen zusammengestellt. Es sind in keinem Fall Konzentrationen bestimmt worden, die für die Entwicklung der Organismen kritisch waren. Dies gilt insbesondere für eine mögliche Toxizität, die von den maximalen Konzentrationen verursacht sein könnte. Für den Aufwuchs wird die Nährstoffsituation gesondert diskutiert.

Tab. 44: Zusammenstellung der Mediane, minimalen/maximalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen (nn = nicht nachweisbar, NWG siehe Kap. 2.1.4)

Variable	Fließrinne [Einheit]	K	5	50	500
Temperatur	[°C]	14,7 14,3/15,1	14,3 14,2/ 14,7	15,2 15,0/17,3	14,3 14,0/16,2
Sauerstoff	[mg L ⁻¹]	11,0 10,1/11,6	11,1 10,1/11,6	10,9 10,2/11,6	11,0 9,7/11,8
pH-Wert		8,5 7,8/8,8	8,5 7,6/9,4	8,6 8,2/10,0	8,3 7,8/8,7
Leitfähigkeit	[μS cm ⁻¹]	499 445/563	487 440/549	493 442/530	478 438/514
Nitrat-N	[mg L ⁻¹]	2,65 0,50/3,70	2,55 0,30/3,60	2,90 1,00/3,60	2,55 1,00/3,60
Nitrit-N	[mg L ⁻¹]	0,006 nn/0,013	0,002 nn/0,290	0,011 nn/0,015	0,011 nn/0,034
Ammonium-N	[mg L ⁻¹]	0,04 0,01/0,16	0,02 0,01/0,13	0,02 0,01/0,07	0,02 0,01/0,03
ortho-Phosphat-P	[mg L ⁻¹]	nn nn/0,120	nn nn/0,055	nn nn/0,050	nn nn/0,070
Silikat-Si	[mg L ⁻¹]	0,66 0,02/1,87	0,61 0,06/1,75	0,76 0,03/2,00	1,10 0,17/1,78

Eine direkte Wirkung von Bisphenol A auf die Dynamik der physikalisch-chemischen Variablen konnte nicht festgestellt werden. Die gemessenen Konzentrationen lagen in einem Bereich, der häufig auch in natürlichen Fließgewässern zu beobachten ist und so weit bekannt auch deutlich unterhalb der akuten Toxizität.

3.2.3 Aufwuchs

3.2.3.1 Aschefreie Trockenmasse

Als Aufwuchsträger zur Bestimmung der Dynamik des Aufwuchses wurden Tonkacheln verwendet. Dargestellt sind in Abb. 73 jeweils die Mittelwerte der aschefreien Trockenmassen aus den jeweils 3 Proben einer Fließrinne.

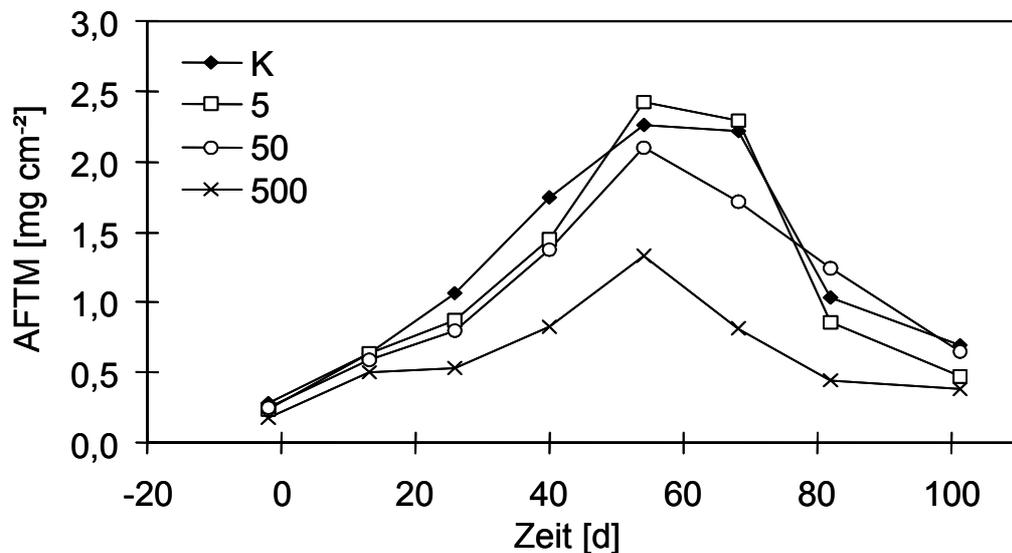


Abb. 73: Aschefreie Trockenmasse (AFTM) des Aufwuchses in den Fließrinnen im Verlauf des Experimentes (Mittelwert von jeweils 3 Tonkacheln). [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

In der Kontrolle wurde zum Zeitpunkt t_2 eine aschefreie Trockenmasse von $0,28 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{54} auf ein Maximum von $2,26 \text{ mg cm}^{-2}$ an. In der Folge ging die aschefreie Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes auf $0,70 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In der Fließrinne 5 betrug die aschefreie Trockenmasse zum Zeitpunkt t_2 $0,23 \text{ mg cm}^{-2}$. Sie stieg bis zum Zeitpunkt t_{54} auf $2,42 \text{ mg cm}^{-2}$ an. In der Folge ging die aschefreie Trockenmasse bis zum Ende des Experimentes auf $0,48 \text{ mg cm}^{-2}$ zurück.

In der Fließrinne 50 wurde zum Zeitpunkt t_2 eine aschefreie Trockenmasse von $0,25 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg im Weiteren an und erreicht ein Maximum von $2,10 \text{ mg cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{54} . In der Folge nahm sie bis zum Ende des Experimentes auf $0,64 \text{ mg cm}^{-2}$ ab.

In der Fließrinne 500 wurde zum Zeitpunkt t_2 eine aschefreie Trockenmasse von $0,18 \text{ mg cm}^{-2}$ bestimmt. Sie stieg im weiteren Verlauf an und erreicht ein Maximum von $1,33 \text{ mg cm}^{-2}$ zum Zeitpunkt t_{54} . In der Folge nahm sie bis zum Ende des Experimentes auf $0,38 \text{ mg cm}^{-2}$ ab.

Im Vergleich zur Kontrolle war die Biomasse in der Fließrinne 500 deutlich geringer. Es wurde nur die Hälfte des Maximums der Kontrolle erreicht. In den anderen Fließrinnen lag die Biomasse bis zum Zeitpunkt t_{54} zwischen der der Kontrolle und der Fließrinne 500. In der Tab. 45 sind wichtige Aufwuchsparameter zusammengefasst. Die aschefreien Trockenmassen auf den Aufwuchsträgern in den Fließrinnen zeigten zum Zeitpunkt t_2 Unterschiede von maximal 36 %.

Tab. 45: Übersicht über wichtige Aufwuchsparameter im Verlauf des Bisphenol A-Experimentes.

Aufwuchs	Fließrinne			
	K	5	50	500
Startbiomasse [mg cm^{-2}]	0,28	0,23	0,25	0,18
Startbiomasse [%]	100	82	89	64
Maximum-Biomasse [mg cm^{-2}]	2,26	2,42	2,10	1,33

Im weiteren Verlauf des Experimentes kam es generell zu einem Anstieg der aschefreien Trockenmassen bis zu einem Maximum, das nach 54 Tagen erreicht wurde. Unterschiede zwischen den Fließrinnen waren in der Höhe der Maxima besonders in der Fließrinne 500 zu beobachten. Im weiteren Verlauf des Experiments gingen in allen Fließrinnen die Biomassen des Aufwuchses zurück und erreichten am Ende ähnliche Werte.

Da die Startbiomasse in der Fließrinne 500 nur 64 % der Startbiomasse in der Kontrolle betrug (siehe Tab. 45, Abb. 74), wurden die Werte auf die jeweilige Startbiomasse normiert. Hierzu wurde die jeweilige Startbiomasse auf 100 % gesetzt und alle weiteren Ergebnisse aus der jeweiligen Fließrinne auf diesen Wert bezogen.

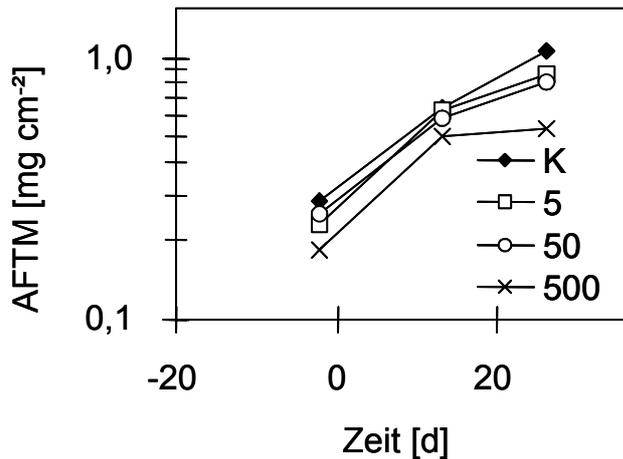


Abb. 74: Vergleich der Biomassen in den verschiedenen Fließbrinnen zu Beginn der Untersuchung t_{-2} , t_{13} und t_{26} (x-Achse logarithmisch dargestellt). [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Das Ergebnis der Normierung ist in Abb. 75 dargestellt. Im Vergleich zur Dynamik der asche-freien Trockenmasse (gemessene Werte) ist hier die Zunahme der Biomasse in der Fließrinne 500 deutlich kleiner. Sie liegt jedoch zu den meisten Zeitpunkten immer unterhalb der Werte in der Kontrolle. Im Vergleich zur Dynamik der aschefreien Trockenmassen ist der Anstieg der Biomassen in den Fließbrinnen deutlich stärker. Die normierten Biomasse-Maxima zeigten einen höheren Anstieg auf 1000 % im Vergleich zu 800 % in der Kontrolle.

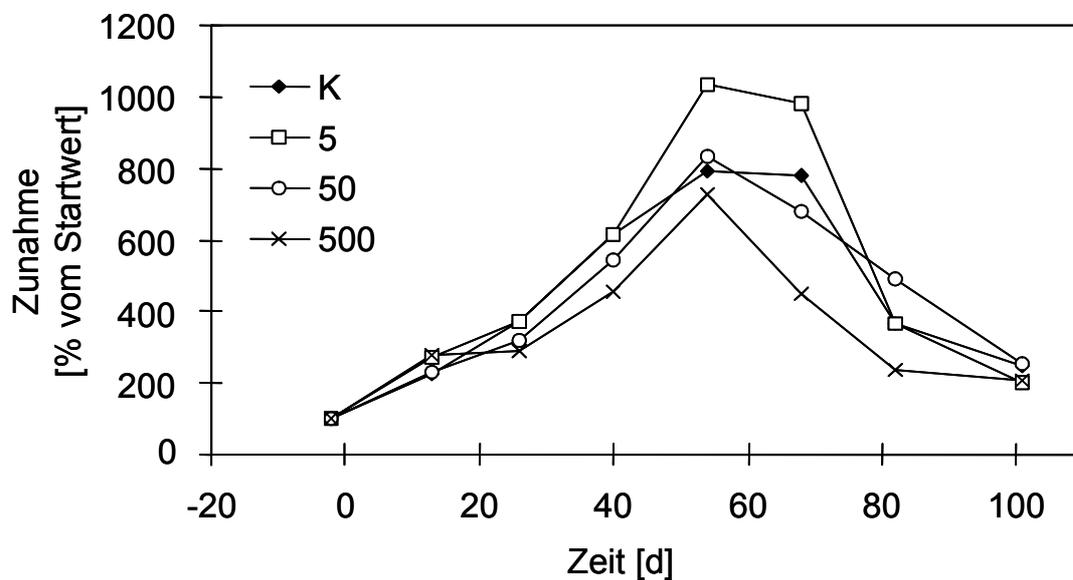


Abb. 75: Normierte aschefreie Trockenmasse des Aufwuchses in den Fließbrinnen im Verlauf des Experimentes (Startbiomasse 100 %). [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

3.2.3.2 Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC)

Als ökotoxikologischer Endpunkt zur Quantifizierung der Biomassedynamik des Aufwuchses wurde die Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC) herangezogen. In der Abb. 76 ist links das Ergebnis der Berechnung für die aschefreie Trockenmassen sowie rechts die normierte aschefreie Trockenmassen dargestellt.

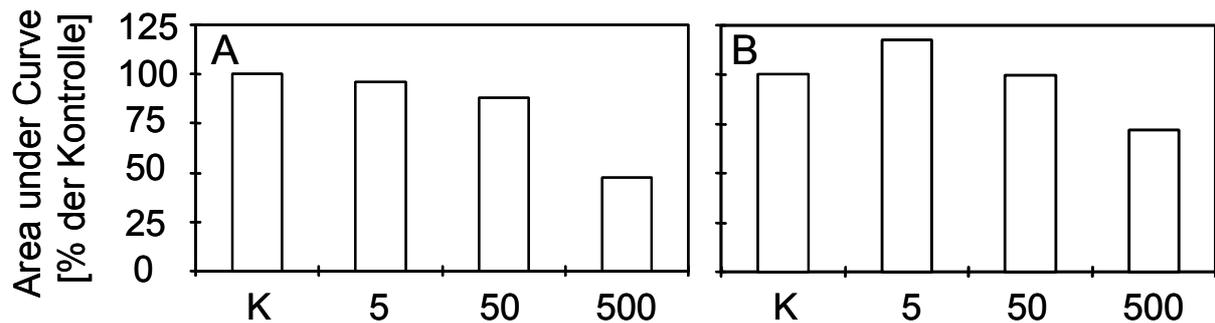


Abb. 76: Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (AUC, % der Kontrolle). A: Berechnet mit den gemessenen Werten der aschefreien Trockenmasse; B: mit der normierten aschefreien Trockenmasse. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Die AUC zeigt für die aschefreie Trockenmasse eine klare Konzentrations-Wirkungs-Beziehung mit einer Reduktion um 50 % in der Fließrinne 500 im Vergleich zur Kontrolle. Betrachtet man die AUC für die normierte aschefreie Trockenmasse, zeigt sich diese Konzentrations-Wirkungs-Beziehung nicht mehr (Fließrinne 5 = 117 % des Kontroll-Wertes). In der Fließrinne 500 gab es bei dieser Auswertung ebenfalls eine Reduktion, jedoch war diese mit 25 % geringer verglichen mit der Reduktion, die sich aus den gemessenen Werten ergibt.

Für den Endpunkt Fläche unter der gemessenen Biomasse/Zeit-Kurve (AUC) wurden EC_{10}/EC_{50} -Werte berechnet. Für die mit Hilfe der gemessenen aschefreien Trockenmasse berechneten Werte wurde die probit-Transformation angewendet. Für die Werte berechnet aus der normierten aschefreien Trockenmasse wurden die Werte mit der linearen Regression berechnet (nur 2 Werte zwischen 0 und 100 %).

Das Ergebnis der Berechnung ist in Tab. 46 dargestellt. Bezogen auf die gemessene aschefreie Trockenmasse ergeben sich eine EC_{10} von 1,8 und eine EC_{50} von 21,7 $\mu\text{g L}^{-1}$. Diese Werte beziehen sich auf die Effektiv-Konzentrationen (siehe Kap. 3.2.1, Tab. 33). Die Effekt-

Konzentrationen auf Basis der eingesetzten Nominal-Konzentration liegen jeweils um den Faktor 21 höher (EC₁₀: 38, EC₅₀: 450 µg L⁻¹). Bezogen auf die normierte aschefreie Trockenmasse ergeben sich eine EC₁₀ von 20 und eine EC₅₀ von 73 µg L⁻¹. Die Effekt-Konzentrationen bezogen auf die Nominal-Konzentrationen liegen ebenfalls um den Faktor 21 höher (EC₁₀: 239, EC₅₀: 806 µg L⁻¹).

Tab. 46: Effekt-Konzentrationen [µg L⁻¹] von Bisphenol A auf Aufwuchs. Weitere Erläuterungen im Text.

	gemessen		normiert	
	effektiv	nominal	effektiv	nominal
EC ₁₀	1,8	38	11,6	239
EC ₅₀	21,7	450	38,8	806

Die ermittelte EC₁₀ (103 d) (bezogen auf Effektivkonzentrationen und normierte aschefreie Trockenmassen) beträgt 11,6 µg L⁻¹. Für den Endpunkt Biomasse beträgt die EC₁₀ (96 h) 1400 µg L⁻¹ für die Grünalge *Selenastrum capricornutum* und 400 µg L⁻¹ für die Kieselalge *Skeletonema costatum* (Alexander et al., 1988; Staples et al., 2002). Die EC₁₀ für Aufwuchs aus dem Fließrinnenexperiment ist 34 bis 120-fach geringer als die EC₁₀-Werte aus Standard-Algentests (Tab. 47).

Tab. 47: Effektkonzentrationen [µg L⁻¹] von Bisphenol A für Algen und Aufwuchs.

Art	Effekt (Dauer)	Endpunkt	Konzentration	Zitat
<i>Selenastrum capricornutum</i> ^{a)}	E _b C ₁₀ (96 h)	Zellzahl	1400 (NOEC: 1200)	Staples et al., 2002
	E _b C ₅₀ (96 h)		2700	Alexander et al., 1988
<i>Skeletonema costatum</i> ^{b)}	E _b C ₁₀ (96h)	Zellzahl	400	Staples et al., 2002
	E _b C ₅₀ (96 h)		1000	Alexander et al., 1988
Aufwuchs	EC ₁₀ (103 d)	AUC	11,6 ¹⁾ (239 ²⁾)	
	EC ₅₀ (103 d)		38,8 ¹⁾ (806 ²⁾)	

^{a)} Süßwasser-Medium, ^{b)} marines Medium, ¹⁾ bezogen auf Nominal-Konzentration, ²⁾ bezogen auf Effektiv-Konzentration, AUC: Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve (basiert auf normierter aschefreier Trockenmasse)

3.2.4 *Lumbriculus variegatus*

Für *Lumbriculus variegatus* wurde in einem Test zur akuten Toxizität eine LC_{50} (96 h) von $5,3 \text{ mg L}^{-1}$ bestimmt (berechnet aus dem Geometrisches Mittel der 100 % Effekt-Konzentration = $7,5$ und der 0 % Effekt-Konzentration = $3,75 \text{ mg L}^{-1}$). Es wurden 5 Konzentrationen von 30 mg L^{-1} bis $1,875 \text{ mg L}^{-1}$ untersucht (Spacing-Faktor 2). In den Ansätzen mit 15 und 30 mg L^{-1} starben innerhalb von 24 h alle Tiere (Lyse). Nach 96 h waren auch in dem Ansatz mit $7,5 \text{ mg L}^{-1}$ alle Tiere gestorben. In der Konzentration $3,75$ zeigten 7 der 10 Tiere keinen bzw. einen deutlich langsameren Fluchtreflex auf einen taxtilen Reiz, in dem Ansatz mit $1,875 \text{ mg L}^{-1}$ zeigten nur 3 Tiere einen solchen Effekt. In der Kontrolle verhielten sich alle Tiere normal. Berechnet man aus diesen Werten eine EC_{50} (96 h), ergibt sich ein Wert von $2,8 \text{ mg L}^{-1}$ (graphisch interpoliert). Die Konzentrationen wurden nicht analytisch überprüft. Ladewig (2004) konnte bei der Untersuchung mit *Gammarus fossarum* zeigen, dass die Konzentrationen über 96 h stabil sind.

Im Vergleich zum Zeitpunkt t_3 hat in allen Fließbrinnen die Abundanz von *L. variegatus* zum Ende des Experimentes zugenommen. Die Abb. 77 zeigt die Anzahl der Würmer in den Fließbrinnen differenziert in vollständige und unvollständige Würmer. Sie ist von 200 eingesetzten großen Würmern in der Kontrolle auf insgesamt 939, in der Fließrinne 5 auf 884, in der Fließrinne 50 auf 510 und in der Fließrinne 500 auf 425 Individuen angestiegen. In der Kontrolle war die Anzahl der Oligochaeten am höchsten, während sie in der Fließrinne 500 am niedrigsten war. Für diesen Endpunkt ist eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen, wobei berücksichtigt werden muss, dass eine Erhöhung der Konzentration von 50 auf $500 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ nur noch zu einer geringen Reduktion der Anzahl an Würmern führt.

Für den Endpunkt Zunahme der Abundanz lässt sich eine EC_{50} von $9,8 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ bezogen auf die Gesamtanzahl und Effektiv-Konzentrationen berechnen. Bezogen auf Nominal-Konzentrationen ist sie ca. 21-fach höher und beträgt $203 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$. Die EC_{10} beträgt $0,11 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ (nominal: 2,2). Im Vergleich zur akuten Toxizität mit einer LC_{50} von $5,3 \text{ mg L}^{-1}$ sind diese Werte bezogen auf Nominal-Konzentrationen für die EC_{50} 26 bzw. für die EC_{10} 2409-fach geringer. Bezogen auf Effektiv-Konzentrationen sind sie 540 bzw. 48184-fach geringer.

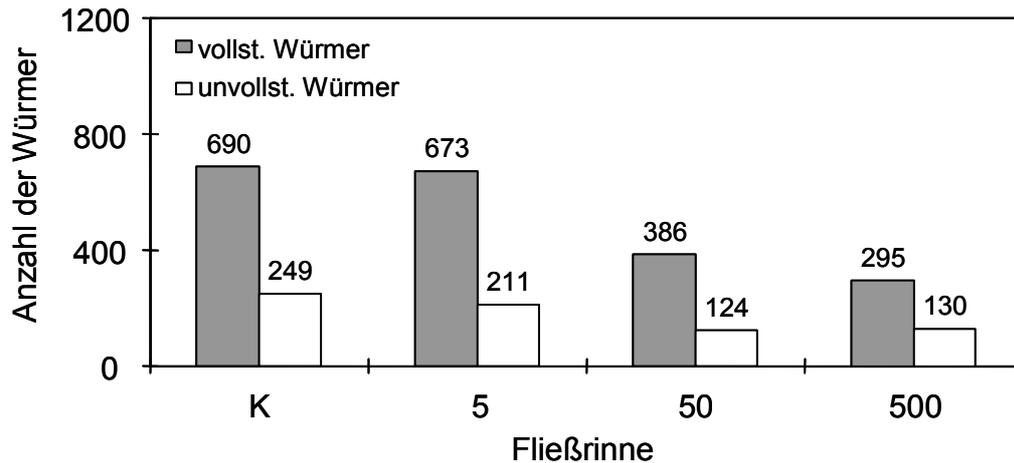


Abb. 77: Anzahl der Würmer (differenziert in vollständige und unvollständige Würmer) am Ende des Bisphenol A-Experimentes. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Der Anteil der unvollständigen Würmer an der Gesamtpopulation schwankt zwischen 23,8 % in der Fließrinne 5 und 30,6 % in der Fließrinne 50, wobei keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung zu erkennen ist.

Die Anzahl der Segmente von vollständigen Würmern ist als Box-Whiskerplot in Abb. 78 dargestellt. Die mittlere Anzahl an Segmenten pro Wurm ist in der Kontrolle (106) und der Fließrinne 5 (102) ähnlich, wobei in der Kontrolle ein höherer Maximalwert beobachtet wurde. In den beiden anderen Fließrinnen betragen die Werte 120 in der Fließrinne 5 und 121 in der Fließrinne 50 und sind größer im Vergleich zu den beiden anderen Fließrinnen. Eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung ist nicht zu erkennen.

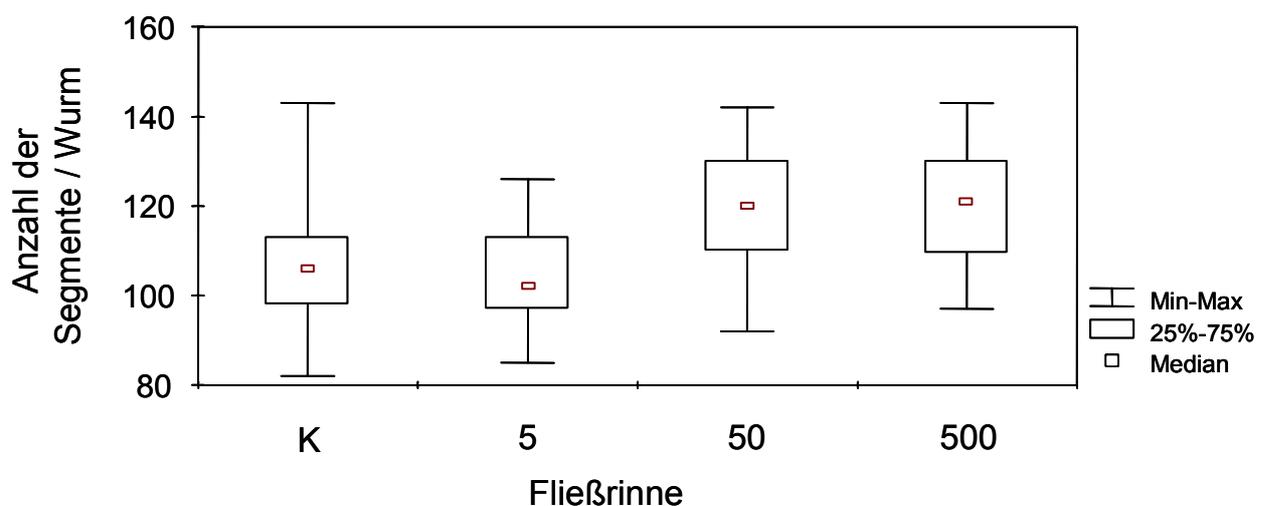


Abb. 78: Anzahl der Segmente von Würmern aus dem Bisphenol A-Experiment. Dargestellt ist der Median, der 50%-Bereich sowie das Minimum und Maximum. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Die Trockenmasse pro Wurm ist in Abb. 79 dargestellt. In der Kontrolle, in der Fließrinne 5 und 50 beträgt sie ca. 0,5 mg. In der Fließrinne 500 ist die Trockenmasse mit 0,9 mg fast doppelt so hoch.

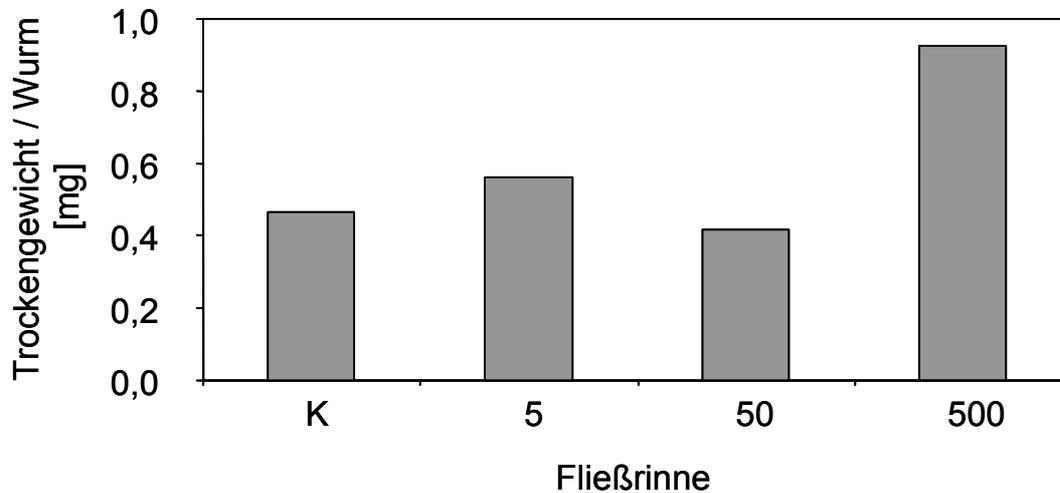


Abb. 79: Trockenmassen pro Wurm im Bisphenol A-Experiment. [K: Kontrolle; 5; 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$ Bisphenol A]

Ein indirekter Effekt von Bisphenol A auf die Oligochaeten durch eine Wirkung auf den Aufwuchs kann ausgeschlossen werden, da die Aufwuchsbiomasse in der Fließrinne 50 vergleichbar zur Kontrolle war. Die Anzahl an Würmern betrug in dieser Fließrinne jedoch nur ca. 50 % der Kontrolle. Wie von Brust et al. (2001) gezeigt, führt eine verringerte Nahrungsgrundlage zu kleineren und leichteren Organismen. Dies konnte in diesem Experiment ebenfalls nicht beobachtet werden. Die Würmer waren in den Fließrinnen 50 und 500 länger als in der Kontrolle. In der Fließrinne mit der höchsten Bisphenol A-Konzentration waren sie außerdem noch schwerer.

Die beobachteten Effekte können als Langzeit-Wirkungen von Bisphenol A auf die Reproduktion interpretiert werden. *L. variegatus* reproduziert sich asexuell durch Morphallaxis. Die Teilung kann durch Chemikalien beeinflusst werden, wie Lesiuk & Drewes (1999) für Nikotin als „paralytic agent“ gezeigt haben. Bisphenol A kann auch einen unspezifischen Effekt auf das somatische Wachstum gehabt haben. Leppänen & Kukkuonen (1998) zeigten, dass die Reproduktion durch Morphallaxis von der Organismengröße abhängig ist. Die Würmer in der Fließrinne 50 und 500 können daher langsamer gewachsen sein und so den Zeitpunkt der Reproduktion erst erreichen als die Würmer in der Kontrolle und der Fließrinne 5.

4 Zusammenfassung

4.1 Fenoxycarb-Experiment

Die Wirkung von Fenoxycarb wurde in den Fließbrinnen über eine Dauer von 101 Tagen untersucht. Es wurden vier Konzentrationen (0,05, 0,5, 5 und 50 $\mu\text{g L}^{-1}$) getestet. Fenoxycarb wurde zum Zeitpunkt t_0 einmal appliziert und die vorgesehenen Nominal-Konzentrationen wurden gut erreicht. Die Substanz verschwand schnell aus der Wasserphase. Nach 19 Tagen war die Substanz im Wasser der Fließbrinnen nicht mehr nachweisbar.

Ein Einfluss von Fenoxycarb auf die physiko-chemischen Parameter konnte nicht beobachtet werden. Weiterhin wurden bei diesen Parametern auch keine Werte gemessen, die auf den Aufwuchs, die Eintagsfliegen-Larven und die Oligochaeten in den Fließbrinnen einen negativen Einfluss haben konnten.

Effekte von Fenoxycarb auf den Aufwuchs und die Oligochaeten waren nicht zu beobachten.

Bei *Rhithrogena semicolorata* wurden Effekte auf das Überleben und die Emergenz in den Fließbrinnen 5 und 50 beobachtet. Für die Ergebnisse in der Fließrinne konnte eine LC_{50} (24 - 42 d, Endpunkt: Anzahl der toten Larven) von 3,3 $\mu\text{g L}^{-1}$ bestimmt werden und für die Expositionsgefäße von 2,5 $\mu\text{g L}^{-1}$. Die LC_{50} (48 h) von Fenoxycarb für *Seratella ignita* ist größer als 5 mg L^{-1} . Die beobachteten Effekte in den Fließbrinnen sind daher nicht auf eine akute toxische Wirkung von Fenoxycarb zurückzuführen. Ergebnisse von chronischen Laboruntersuchungen an Eintagsfliegen-Larven liegen nicht vor.

Zusammenfassend lässt sich sagen, dass bei den durchgeführten Untersuchungen Effekte von Fenoxycarb auf *R. semicolorata* ab einer Nominal-Konzentration von 5 $\mu\text{g L}^{-1}$ (gemessene Konzentration 4,42 $\mu\text{g L}^{-1}$) auftraten. In den Fließbrinnen K; 0,05; 0,5 und 5 war der Schlupf der Larven nach 26 bis 32 Tagen abgeschlossen. In der Fließrinne 50 war der Schlupf erst nach 50 Tagen abgeschlossen, wobei 85 % der Larven schon nach 6 Tagen geschlüpft waren. Die berechnete EmT_{50} zeigt keine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung, jedoch ist der Wert mit 2,5 d in der Fließrinne 50 am geringsten. Der Zeitraum (EmP_{95}), innerhalb dessen 95 % der Larven geschlüpft sind, ist in den Fließbrinnen 50 mit 35,5 d deutlich größer im Vergleich zu den anderen Fließbrinnen (21,1 - 25,7 d).

Die Untersuchungen mit *S. ignita* wurden durchgeführt, um mögliche Effekte von Fenoxycarb bei der „Wiederbesiedlung“ der Fließrinnen mit Eintagsfliegen-Larven zu erfassen. Es wurden Effekte bei den Imagines festgestellt. In der Fließrinne 50 zeigten ca. 80 % der Tiere an 4 Segmenten des Abdomens morphologische Abnormalitäten. Diese Strukturen sind Anhänge, die für Larven typisch sind. Dieser Effekt konnte in den anderen Fließrinnen nicht festgestellt werden. Obwohl die Exposition über die Wasserphase praktisch ausgeschlossen werden kann, bzw. die Konzentrationen geringer als $0,5 \text{ ng L}^{-1}$ war, konnten Effekte auf die Metamorphose (Endpunkt: unvollständige Emergenz und Abnormalitäten am Abdomen), die dem Wirkmechanismus von Fenoxycarb entsprechen, beobachtet werden.

Eine Exposition kann durch die Substanz selbst oder Metabolite, gebunden an den Aufwuchs oder das FPOM im Sediment, erfolgt sein. Die Belastung des FPOM in den Fließrinnen wurde abgeschätzt und es ergab sich eine Konzentration von etwa $9,75 \text{ mg kg}^{-1}$. Durch Fenoxycarb ($0,001 - 0,1 \text{ } \mu\text{g ml}^{-1}$, topikal appliziert, umgerechnet maximal ca. $10 - 1000 \text{ mg kg}^{-1}$ Körpergewicht) verursachte morphologische Veränderungen sind bei terrestrischen Insekten bekannt (Moreno et al., 1993a, b). Darüber hinaus beschreiben Miura & Takahashi (1987) von Fenoxycarb verursachte bei einer einmaligen Applikation von $0,034 \text{ kg ha}^{-1}$ (umgerechnet ca. $6,9 \text{ } \mu\text{g L}^{-1}$ in der Wasserphase) Abnormalitäten bei verschiedenen Wasserinsekten: *Notonecta unifasciata* (Hemiptera: Notonectidae), *Enallagma civile* (Odonata: Coenagrionidae) und *Pantala hymenaea* (Odonata: Libellulidae). Bei Eintagsfliegen-Larven wurden solche Veränderungen bisher noch nicht beobachtet.

Tada & Hatakeyama (2000) untersuchten die Wirkung von Fenobucarb (CAS-Nr. 3766-81-2, siehe Abb. 80), ein zu Fenoxycarb verwandtes Carbamat ohne Juvenilhormon analoge Wirkung für den Einsatz in Reisfelder, auf das Wachstum und die Emergenz von 2 Eintagsfliegen-Larven in Modell-Fließgewässern.

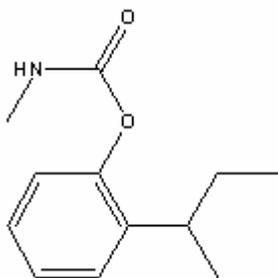


Abb. 80: Strukturformel von Fenobucarb (CAS Nr. 3766-81-2, $\text{C}_{12}\text{H}_{17}\text{NO}_2$)

In diesem einfachen System (Larven wurden nur in Käfigen gehalten und eine Kachel mit Aufwuchs diente als Nahrungsgrundlage) und semistatischer Exposition konnten sie eine nahezu vollständige Inhibierung der Emergenz bei 8 und 16 $\mu\text{g L}^{-1}$ beobachten.

Miura & Takahashi (1987) untersuchten die Effekte von Fenoxycarb auf späte Larvenstadien (10. und 11. Stadium) der Libelle *Enallagma civile* (Odonata: Coenagrionidae) über eine Expositionsdauer von 40 Tagen. Selbst in der niedrigsten getesteten Konzentration von 0,0001 $\mu\text{g L}^{-1}$ starben mehr als 50 % der Larven (in der Kontrolle wurde keine Mortalität beobachtet).

Aufgrund der Unterschiede bei den untersuchten Arten und des Expositionsregimes (kontinuierliche Exposition verglichen mit einer abnehmenden Konzentration im Fließbrinnen-Experiment) sind diese Ergebnisse nicht zu vergleichen. Das Entwicklungsstadium der Tiere hat einen entscheidenden Einfluss auf die Wirksamkeit von Substanzen mit einem solch spezifischen Wirkmechanismus (Kamimura & Kiuchi, 2002). Dies wurde für Fenoxycarb von einigen Autoren auch für die Wirksamkeit gegen Mücken (Mulla et al., 1985; Schaefer et al., 1987) und für *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae) gezeigt, einen auf Blattläuse spezialisierten Räuber, der im integrierten Pflanzenschutz zum Einsatz kommt (Liu & Chen, 2001).

In einem chronischen Test (21 d, Endpunkt: Reproduktion) mit *Daphnia magna* (Crustacea: Branchiopoda) wurde bei konstanter Exposition eine NOEC von 0,0016 $\mu\text{g L}^{-1}$ bestimmt (Hosmer et al., 1998). Nimmt die Konzentration im Verlauf des Experimentes ab (Halbwertszeit 10 h) liegt die NOEC bei 13 $\mu\text{g L}^{-1}$. In einem weiteren 21 d Daphnien-Test war bei der niedrigsten untersuchten Konzentration von 0,01 $\mu\text{g L}^{-1}$ bereits eine 50 %ige Verringerung der Reproduktion zu beobachten (Tatarazako et al., 2003) und bei Konzentrationen ab 0,3 $\mu\text{g L}^{-1}$ wurden fast ausschließlich männliche Nachkommen produziert.

In Tab. 48 sind die Ergebnisse der wichtigsten ökotoxikologischen Untersuchungen mit Fenoxycarb zusammengestellt. Die akute Toxizität für Fisch, Daphnie und Alge liegt zwischen 400 und 1100 $\mu\text{g L}^{-1}$. In chronischen Untersuchungen bei Fischen und Daphnien liegen die NOEC-Werte bei 13 und 48 $\mu\text{g L}^{-1}$. Wie jedoch bereits oben erwähnt, nahm die Konzentration im Daphnien-Test mit einer Halbwertszeit von 10 h ab. Bei konstanter Exposition beträgt die NOEC 0,0016 $\mu\text{g L}^{-1}$. Für die Mücke *Culex quinquefasciatus* (Diptera: Culicidae) beträgt die LC_{50} 1,6 $\mu\text{g L}^{-1}$ und die EC_{50} (Hemmung der Emergenz) 0,073 $\mu\text{g L}^{-1}$.

In einem Standgewässermikrokosmos wurde eine NOEL (No observed effect level) von $1,1 \mu\text{g L}^{-1}$ ermittelt (Hosmer et al., 1998).

Tab. 48: Daten zur ökotoxikologischen Wirkung von Fenoxycarb

Art	Parameter (Testdauer, Art d. Exposition, Endpunkt)	Konzentration [$\mu\text{g L}^{-1}$]	Zitat
Algen:			
<i>Scenedesmus subspicatus</i>	E_bC_{50} (96 h, statisch, Biomasse)	1100	Syngenta AG, pers. Mitteilung
Invertebraten:			
<i>Daphnia magna</i>	EC_{50} (48 h, statisch, Immobilisierung)	400	Hosmer et al., 1998
"	NOEC (21 d, Durchfluss, Pulse-dose, Reproduktion)	13	Hosmer et al., 1998
"	NOEC (21 d, Durchfluss, kontinuierlich, Reproduktion)	0,0016	Hosmer et al., 1998
<i>Culex quinquefasciatus</i>	LC_{50} (Zeit bis zur Emergenz oder Tod, 4. Larvenstadium)	1,6	Schaefer et al., 1987
"	EC_{50} (Zeit bis zur Emergenz oder Tod, frühes 4. Larvenstadium, Inhibierung der Emergenz)	0,073	Mohsen and Al- Chalabi, 1989
Vertebraten:			
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	LC_{50} (96 h, Durchfluss)	660	Syngenta AG, 2001
"	NOEC (ELS, 60 d nach dem Schlupf, Durchfluss, Länge und Gewicht)	48	Syngenta AG, pers. Mitteilung
Mikrokosmos:			
Teich	NOEL (112 d, Populationsdichte benthische Invertebraten)	1,1	Hosmer et al., 1998 + Syngenta AG, pers. Mitteilung
Fließbrinnen	LC_{50} (<i>R. semicolorata</i> , Mortalität, direkt nach Applikation) NOEC (<i>S. ignita</i> , „Wieder- besiedlung“, Abnormalitäten am Abdomen, 72 d nach Applikation)	2,5; 3,3 5	

4.2 Bisphenol-A-Experiment

Die Wirkung von Bisphenol A wurde in den Fließrinnen über eine Dauer von 103 Tagen untersucht. Es wurden drei Konzentrationen (5, 50 und 500 $\mu\text{g L}^{-1}$) getestet. Bei der ersten Applikation wurden die Nominal-Konzentrationen gut erreicht. Nach einer lag-Phase von ca. 7 Tagen kam es in allen Fließrinnen zu einer schnellen Abnahme der Bisphenol A-Konzentration, so dass im Anschluss daran im 7-Tage Rhythmus die Substanz nachdosiert wurde. Die DT_{50} -Werte, die zu drei Zeitpunkten bestimmt wurden, betragen ungefähr 1 Tag. Diese Werte, wie auch die Dauer der lag-Phase sind in guter Übereinstimmung mit Literaturangaben. Aufgrund der Abnahme der Konzentration wurden Effektiv-Konzentrationen berechnet, die 21-fach unterhalb der Nominal-Konzentration lagen (0,24; 2,4 und 24,1 $\mu\text{g L}^{-1}$).

Ein Einfluss von Bisphenol A auf die physiko-chemischen Parameter konnte nicht beobachtet werden. Weiterhin wurden bei diesen Parametern auch keine Werte gemessen, die auf den Aufwuchs bzw. die Oligochaeten in den Fließrinnen einen negativen Einfluss haben konnten.

Um die Effekte von Bisphenol A auf den Aufwuchs zu erfassen, wurde die Biomasse im 14-Tage Rhythmus als aschefreie Trockenmasse quantifiziert. Der Aufwuchs in der Fließrinne 500 erreichte nur die Hälfte des Biomasse-Maximums der Kontrolle. Normiert man die aschefreie Trockenmasse auf den jeweiligen Startwert, ist die Biomasse in der Fließrinne 500 immer noch geringer als in der Kontrolle. Als ökotoxikologischer Endpunkt für den Aufwuchs wurde die Fläche unter der Biomasse/Zeit-Kurve berechnet. Bezogen auf die gemessene aschefreie Trockenmasse ergibt sich eine Konzentrations-Wirkungs-Beziehung. Die EC_{10} beträgt 1,8 und die EC_{50} 21,7 $\mu\text{g L}^{-1}$ (bezogen auf die Nominal-Konzentration liegen die Werte 21-fach höher). Die Werte bezogen auf die normierte aschefreie Trockenmasse liegen 2 bis 6-fach darüber (EC_{10} 11,6; EC_{50} 38,6 $\mu\text{g L}^{-1}$). Die für den Aufwuchs ermittelten Effekt-Konzentrationen (EC_{10} 11,6 $\mu\text{g L}^{-1}$, 103 d) liegen 120-fach unter der EC_{10} für Grünalgen (1400 $\mu\text{g L}^{-1}$, 96 h) und immer noch 34-fach unter der EC_{10} für Kieselalgen (400 $\mu\text{g L}^{-1}$).

In Tab. 49 sind die Ergebnisse der wichtigsten ökotoxikologischen Untersuchungen mit Bisphenol A zusammengestellt. Die akute Toxizität für *Lumbriculus variegatus* beträgt 5,3 mg L^{-1} und liegt im Bereich der akuten Toxizität für Alge, Daphnie und Fisch. Für das Populationswachstum von *L. variegatus* in den Fließrinnen wurde eine EC_{10} von 0,11 $\mu\text{g L}^{-1}$

bestimmt, die um den Faktor 48184 unter der akuten Toxizität liegt.

Tab. 49: Daten zur ökotoxikologischen Wirkung von Bisphenol A

Art	Parameter (Testdauer, Art d. Exposition, Endpunkt)	Konzentration [$\mu\text{g L}^{-1}$]	Zitat
Algen:			
<i>Scenedesmus subspicatus</i>	EC ₅₀ (96 h, statisch, Biomasse)	2700	Alexander et al., 1988
Invertebraten:			
<i>Daphnia magna</i>	EC ₅₀ (48 h, statisch, Immobilisierung)	3900-10200	European Commission, 2003
"	NOEC (21 d, Durchfluss, Reproduktion)	3160	Caspers, 1998
<i>Mysidopsis bahia</i>	LC ₅₀ (96 h, Durchfluss)	1100	Schaefer et al., 1987
<i>Lumbriculus variegatus</i>	LC ₅₀ (96 h, statisch)	5300	
"	EC ₅₀ (96 h, statisch)	2800	
Vertebraten:			
<i>Pimephales promelas</i>	LC ₅₀ (96 h, Durchfluss)	4600	Alexander et al., 1988
"	NOEC (FLC, 431 d, Durchfluss, Reproduktion)	16	European Commission, 2003
Mikrokosmos:			
Fließrinnen	EC ₁₀ (103 d, Aufwuchs- Biomasse)	11,6 (nominal: 239)	
"	EC ₁₀ (103 d, <i>L. variegatus</i> , Populationswachstum)	0,11 (nominal: 2,2)	

5 Schlussfolgerung und Ausblick

Insgesamt wurden in den Fließrinnen bisher drei Experimente durchgeführt; zwei mit Pflanzenschutzmitteln und eines mit einer Industriechemikalie. Im Experiment mit dem Herbizid Terbutryn (Licht, 1998 bzw. Brust et al., 2001) variierte die Startbiomasse um den Faktor 2 (für eine Fließrinne und nur bis zu 1,5-fach in den anderen). In diesem Experiment wurden jedoch relativ geringe Biomassen gemessen (zwischen $0,10$ und $0,22 \text{ mg cm}^{-2}$) verglichen mit den Experimenten mit dem Insektizid Fenoxycarb (siehe Kap. 3.1.3) und Bisphenol A (siehe Kap. 3.2.3). Die Methode zur Bestimmung der Trockenmasse bzw. aschefreien Trockenmasse wurde im Verlauf der Experimente weiter entwickelt (Licht et al., 2003). Dies ist bei einem Vergleich der Ergebnisse zu berücksichtigen.

In Abb. 81 ist die Dynamik des Aufwuchses in den Kontrollen der 3 bisher in den Fließrinnen durchgeführten Experimente dargestellt. Da im Terbutryn-Experiment (Licht, 1998 bzw. Brust et al., 2001) nur die Trockenmasse bestimmt wurde, wurde sie für eine bessere Vergleichbarkeit der Experimente untereinander auf aschefreie Trockenmasse umgerechnet. Hierzu wurde ein Umrechnungsfaktor (2,48) aus den Daten des Fenoxycarb-Experimentes bestimmt, da hier sowohl Trockenmasse, als auch aschefreie Trockenmasse bestimmt wurden und für jede Probe der Quotient aus den beiden Messungen gebildet wurde. Der Mittelwert dieser Quotienten ergibt den Umrechnungsfaktor. Der zeitliche Verlauf der Biomasse ist in allen Experimenten ähnlich. Das Maximum wird jeweils um den Tag 50 erreicht. Die Höhe des Maximums sowie der Verlauf in der Startphase sind unterschiedlich. Das Maximum liegt im Fenoxycarb-Experiment bei $3,1 \text{ mg cm}^{-2}$, im Terbutryn-Experiment bei $1,8 \text{ mg cm}^{-2}$. Das Biomasse Maximum im Experiment mit Bisphenol A liegt mit $2,3 \text{ mg cm}^{-2}$ zwischen denen der beiden anderen Experimenten. Zum Ende der jeweiligen Experimente zeigt die Biomasse ein ähnliches Niveau.

Ergebnisse zur Aufwuchs-Dynamik in Fließgewässern und anderen Fließrinnen-Systemen (Sobczak & Burton, 1996; DeNicola & McIntire, 1990) zeigen einen ähnlichen Verlauf. Dieser ist zunächst durch einen Anstieg der Aufwuchsbiomasse gekennzeichnet. Da in den tieferen Schichten des Aufwuchses die Lichtverfügbarkeit sinkt, dominieren hier heterotrophe Prozesse im Aufwuchs (Boston & Hill, 1991; Peterson, 1996). Dadurch und durch abgestorbene Zellen verringert sich die Bindung ans Substrat (Biggs, 1988) und es kommt durch Scherkräfte des strömenden Wasser zu einem spontane Abreißen (sloughing) und damit

zu einem Rückgang der Aufwuchsbiomasse.

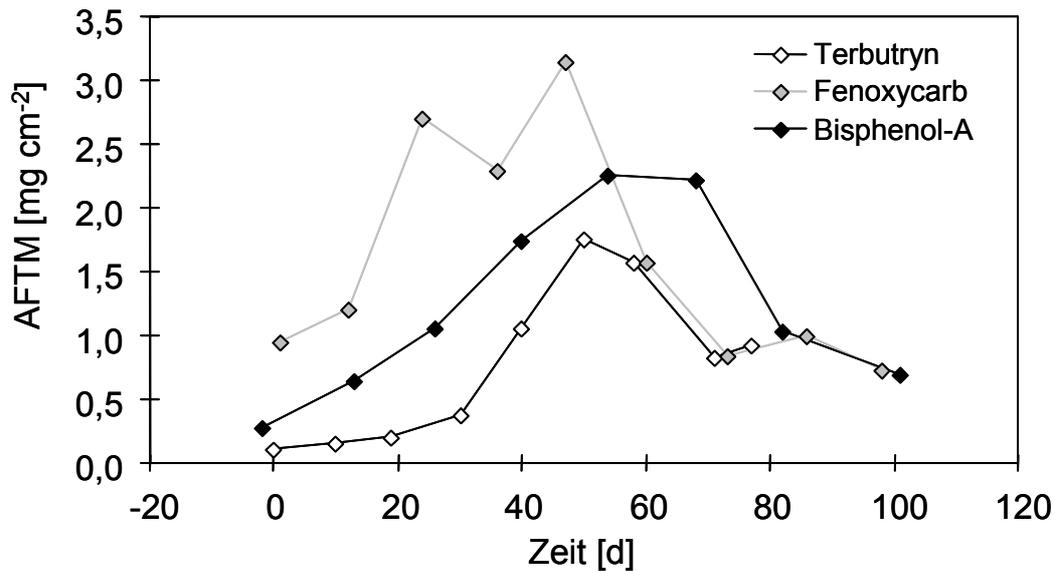


Abb. 81: Dynamik des Aufwuchses (als aschefreie Trockenmasse, AFTM) in den Kontrollen der 3 bisher durchgeführten Experimente. Tag 0 kennzeichnet jeweils den Zeitpunkt der Applikation der Substanzen.

Die jeweils im Verlauf der Experimente zugegebene Menge an Silikat und Phosphat ist in Tab. 50 dargestellt. Es lässt sich ein Zusammenhang zwischen der Phosphatmenge und der Höhe der Aufwuchsbiomasse erkennen, jedoch nicht für die Silikatmenge.

Tab. 50: Vergleich der zugegebenen Nährstoffmenge mit dem Biomasse-Maximum in den drei Experimenten

Experiment	Silikat [g]	Phosphat [mg]	Biomasse- Maximum [mg cm ⁻²]
Terbutryn	42,3	160	1,8
Fenoxycarb	125,1	277	3,1
Bisphenol A	15,2	189	2,3

Die natürliche Variabilität z. B. der Startbiozönose, die aus dem Bach stammt, und unterschiedliche äußere Faktoren, wie z. B. die Lichtmenge, sind weitere Ursachen, die die Biomassedynamik des Aufwuchses beeinflussen können. Die Lichtmenge sollte mit Hilfe eines Sensors im Gewächshaus erfasst werden. Das Gerät war für eine kontinuierliche Erfassung ungeeignet, da es bei hohen Lichtintensitäten immer die Aufzeichnung aussetzte. Daher liegen keine Daten zur Lichtmenge vor.

Beim Populationswachstum der Oligochaeten in den Kontrollen der 3 bisherigen Experimente wurden große Unterschiede beobachtet. Die Anzahl der Oligochaeten nahm von 200 Tieren im Terbutryn-Experiment auf ca. 1200 Tiere zu (Brust et al., 2001) und im Bisphenol A-Experiment auf 939 Tiere zu. Im Fenoxycarb-Experiment wurden nur 376 Tiere gezählt. Betrachtet man sich die Ergebnisse aller Fließbrinnen, so ist eine Erhöhung auf 1000 Tiere eher die Regel. Es gibt keine Erklärung für die vergleichsweise geringe Zunahme in der Kontrolle im Fenoxycarb-Experiment und auch nicht für die starke Variabilität, besonders vor dem Hintergrund einer vergleichbaren Aufwuchsbiomasse. Sie bildet die Grundlage für das FPOM, das in diesem Fließbrinnensystem die Hauptnahrungsquelle für die Oligochaeten darstellt.

Im Experiment mit Terbutryn gab es einen klaren indirekten Effekt auf das Populationswachstum durch die Effekte auf den Aufwuchs. Im Bisphenol A-Experiment ist die Wirkung auf *Lumbriculus variegatus* wahrscheinlich unabhängig von der auf den Aufwuchs. Und im Fenoxycarb-Experiment variierte das Populationswachstum der Oligochaeten stark und es ist kein Zusammenhang zwischen Aufwuchsbiomasse und *L. variegatus* zu erkennen.

Die Eintagsfliegen-Larven sind prinzipiell als Grazer geeignet. Es sind jedoch noch weitere Untersuchungen notwendig, um die optimale Individuendichte zu ermitteln und dann auch mögliche Effekte eines reduzierten Fraßdruckes auf den Aufwuchs untersuchen zu können. Weiterhin sind die Versuchs- und Hälterungsbedingungen zu optimieren, um die Mortalität bei *Rhithrogena semicolorata* zu verringern. Die Art *Seratella ignita* ist nach den vorliegenden Ergebnissen gut geeignet, um eine „Wiederbesiedlung“ zu simulieren.

Die bisherigen Experimente haben gezeigt, dass die Fließbrinnen zur Erfassung der Effekte (auch indirekter) von Umweltchemikalien geeignet sind. Neben der Verbesserung und Weiterentwicklung der Methoden für die bisher etablierten Organismen sollte die Erweiterung der Lebensgemeinschaft um eine weitere trophische Ebene, den Predatoren, in kommenden Untersuchungen geprüft werden.

6 Literaturverzeichnis

- Abbott WS (1925): A method for computing the effectiveness of an insecticide. *J. Econ. Ent.* 80, 126-130
- Alexander HC, Dill DC, Smith LW, Guiney PD, Dorn P (1988): Bisphenol A: acute aquatic toxicity. *Environ. Toxicol. Chem.* 7, 19-26
- Allan JD (1995): *Stream ecology - structure and function of running waters*. Chapman and Hall; London, Weinheim, New York, Tokyo, Melbourne, Madras
- Aloi JE (1990): A critical review of recent freshwater periphyton field methods. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 47, 656-670
- Ankley GT, Schubauer-Berigan MK, Dierkes JR Jr (1991): Predicting the toxicity of bulk sediments to aquatic organisms with aqueous test fractions-pore water vs elutriate. *Environ. Toxicol. Chem.* 10, 1359-1366
- Arnwine DH, Sparks KJ (2003): Comparison of nutrient levels, periphyton densities and diurnal dissolved oxygen patterns in impaired and reference quality streams in Tennessee. Tennessee Department of Environment and Conservation Division of Water Pollution Control, 7th Floor L&C Annex, 401 Church Street, Nashville, TN 37243-1534, 1-73
- Arscott DB, Tockner K, Ward JV (2003): Spatio-temporal patterns of benthic invertebrates along the continuum of a braided Alpine river. *Arch. Hydrobiol.* 158(4), 431-460
- ASTM (2000): Standard test methods for measuring the toxicity of sediment associated contaminants with freshwater invertebrates. E1706-95b, In: ASTM annual book of standards, Water and Environmental Technology vol. 11.05. American Society for Testing and Materials, West Conshohocken, PA
- ASTM (2001): Standard guide for determination of bioaccumulation of sediment-associated contaminants by benthic invertebrates. E1688-00a, In: ASTM annual book of standards, Water and Environmental Technology vol. 11.05. American Society for Testing and Materials, West Conshohocken, PA
- Azim ME, Wahab MA, Verdegem MCJ, van Dam AA, van Rooij JM, Beveridge MCM (2002): The effects of artificial substrates on freshwater pond productivity and water quality and the implications for periphyton-based aquaculture. *Aquat. Living Resour.* 15, 231-241
- Bailey HC, Liu DHW (1980): *Lumbriculus variegatus*, a benthic oligochaete, as a bioassay organism. In: Eaton JC, Parrish PR, Hendricks AC (Eds.): *Aquatic toxicology*. ASTM STP 707, American Society for Testing and Materials, Philadelphia, 205-215
- Barbour MT, Gerritsen J, Snyder BD, Stribling JB (1999): *Rapid Bioassessment Protocols for Use in Streams and Wadeable Rivers: Periphyton, Benthic Macroinvertebrates and Fish*, Second Edition. EPA 841-B-99-002. U.S. Environmental Protection Agency; Office of Water; Washington D.C.
- Bartsch M, Cope WG, Rada RG (1999): Effects of cadmium-spiked sediment on cadmium accumulation and bioturbation by nymphs of the burrowing mayfly *Hexagenia bilineata*. *Water Air Soil Poll.* 109, 277-292

- Bass JAB (1976): Studies on *Ephemerella ignita* (Poda) in a chalk stream in southern England. *Hydrobiologia* 49, 117-121
- Bauernfeind E, Humpesch UH (2001): Die Eintagsfliegen Zentraleuropas (Insecta: Ephemeroptera) Bestimmung und Ökologie. Verlag des Naturhistorischen Museums Wien, Wien
- Bauernfeind E, Moog O (2000): Mayflies (Insecta: Ephemeroptera) and the assessment of ecological integrity: a methodological approach. *Hydrobiologia* 422/423, 71-83
- Biggs BJB (1988): Artificial substrate exposure times for periphyton biomass estimates in rivers. *New Zeal. J. Mar. Fresh. Res.* 22, 507-515
- Biggs BJB, Kilroy C, Lowe RL (1998a): Periphyton development in three valley segments of a New Zealand grassland river: test of a habitat matrix conceptual model within a catchment. *Arch. Hydrobiol.* 143, 147-177
- Biggs BJB, Stevenson RJ, Lowe RL (1998b): A habitat matrix conceptual model for stream periphyton. *Arch. Hydrobiol.* 143, 25-56
- Bilby RE, Bisson PA (1992): Allochthonous and autochthonous organic matter contributions to the trophic support of fish populations in clear-cut and old-growth forested streams. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 49, 540-541
- Borchardt MA (1996): Nutrients. In: Stevenson RJ, Bothwell ML, Lowe RL (eds.) *Algal ecology, Freshwater benthic ecosystems*. Academic press, New York, 183-227
- Borgmann U (1996): Systematic analysis of aqueous ion requirements of *Hyalella azteca*: a standard artificial medium including the essential bromide ion. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 30, 356-363
- Bortolotti L, Porrini C, Sbrenna AM, Sbrenna G (2000): Ovicidal action of fenoxycarb on a predator, *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). *Appl. Ent. Zool.* 35(2), 265-271
- Bothwell ML (1985): Phosphorus limitation of lotic periphyton growth rates: An intersite comparison using continuous-flow troughs (Thompson River system, British Columbia). *Limnol. Oceanogr.* 30 (3), 527-542
- Bothwell ML (1988): Growth rate responses of lotic periphytic diatoms to experimental phosphorus enrichment: the influence of temperature and light. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 45, 261-270
- Bothwell ML (1989): Phosphorus-limited growth dynamics of lotic periphytic diatom communities: areal biomass and cellular growth rate responses. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 46, 1293-1301
- Bott TL, Borchardt MA (1999): Grazing of protozoa, bacteria, and diatoms by meiofauna in lotic epibenthic communities. *J. N. Am. Benthol. Soc.* 18(4), 499-513
- Boxall ABA, Brown CD, Barrett KL (2002): Higher-tier laboratory methods for assessing the aquatic toxicity of pesticides. *Pest Manag. Sci.* 58, 637-648
- Brehm J, Meijering MPD (1996): Fließgewässerkunde. Einführung in die Ökologie der Quellen, Bäche und Flüsse. *Biologische Arbeitsbücher*, Bd. 36. 3., überarbeitete Auf. Quelle & Meyer, Wiesbaden
- Brittain JE, Sartori M (2003): Ephemeroptera (Mayflies). In: Resh VH, Cardé (Eds.): *Encyclopedia of insects*. Academic Press, Amsterdam, 373-380

- Brohmer P (2002): Fauna von Deutschland. Ein Bestimmungsbuch unserer heimischen Tierwelt. 21. Auflage. Quelle u. Meyer, Wiesbaden, 791pp
- Brohmer P, Ehrmann P, Ulmer G (1967): Die Tierwelt Mitteleuropas. Band 1. Lieferung 7a. Quelle & Meyer, Leipzig
- Brotas V, Plante-Cuny MR (2003): The use of HPLC pigment analysis to study microphyto-benthos communities. *Acta Oecologia* 24, 109-115
- Brust K (1998): Untersuchungen zur Eignung von *Lumbriculus variegatus* (Oligochaeta) als "Modell" für benthische Organismen in der limnischen Ökotoxikologie, Ernst Moritz Arndt Universität Greifswald, Fachbereich Biologie (Diplomarbeit)
- Brust K, Licht O, Hultsch H, Jungmann D, Nagel R (2001): Effects of terbutryn on aufwuchs and *Lumbriculus variegatus* in artificial indoor streams. *Environ. Toxicol. Chem.* 20(9), 2000-2007
- Buffagni A (1994): La comunità degli Efemerotteri nei fontanilombardi (Ephemeroptera). *Bollettino Società entomologica italiana*. Genova 126(1), 40-50; zitiert nach: Crosa G, Buffagni A (2002): Spatial and temporal niche overlap of two mayfly species (Ephemeroptera): the role of substratum roughness and body size. *Hydrobiologia* 474, 107-115
- Buffagni A, Crosa G, Marchetti R (1995): Size-related shifts in the physical habitat of two mayfly species (Ephemeroptera). *Freshw. Biol.* 34, 297-302
- BVL (Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit) (2003): Zulassung des Pflanzenschutzmittels „Insegar“ erteilt. „Das Wichtigste in Kürze“, Pressemitteilung vom 03.03.2003
- BVL (Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit) (2004): Liste der zugelassenen Pflanzenschutzmittel in der Bundesrepublik Deutschland (Stand: 1. Januar 2004). (Im Internet auf: www.bvl.bund.de/pflanzenschutz/InfoZulPSM.htm)
- Cairns J Jr. (1983): Are single species toxicity tests alone adequate for estimating environmental hazard? *Hydrobiologia* 100, 47-57
- Cairns J Jr. (1985): *Multispecies Toxicity Testing*. Pergamon, New York, NY, USA
- Campbell PJ, Arnold DJS, Brock TCM, Grandy NJ, Heger W, Heimbach F, Maund SJ, Streloke M (1999): Guidance document on higher-tier aquatic risk assessment for pesticides (HARAP). SETAC/OECD/EC Workshop, April 19-22 1998, Lacanau Océan, France, SETAC Press, 13-173
- Carpenter SR (1999): Microcosm experiments have limited relevance for community and ecosystem ecology: reply. *Ecology* 80(3), 1085-1088
- Cartaxana P, Brotas V (2003): Effects of extraction on HPLC quantification of major pigments from benthic microalgae. *Arch. Hydrobiol.* 157(3), 339-349
- Caspers N (1998): No estrogenic effects of bisphenol-A in *Daphnia magna* STRAUS. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 61, 143-148
- Chapman KK, Benton MJ, Brinkhurst RO, Scheuerman (1999): Use of the aquatic oligochaetes *Lumbriculus variegatus* and *Tubifex tubifex* for assessing the toxicity of Copper and Cadmium in a spiked-artificial-sediment toxicity test. *Environ. Toxicol.* 14, 271-278

- Chapman PM (2000): Aquatic oligochaetes are useful for (but underutilized in) ecological risk assessment (ERA). SETAC Globe 1, 31-33
- Chapman PM (2001): Utility and relevance of aquatic oligochaetes in ecological risk assessment. *Hydrobiologia* 463, 149-169
- Chapman PM, Caldwell RS, Chapman PF (1996): A warning: NOECs are inappropriate for regulatory use. *Environ. Toxicol. Chem.* 15, 77-79
- Charmillot PJ, Gourmelon A, Fabre AL, Pasquier D (2001): Ovicidal and larvicidal effectiveness of several insect growth inhibitors and regulators on the codling moth *Cydia pomonella* L. (Lep., Tortricidae). *J. Appl. Ent.* 125, 147-153
- Chételat J, Pick FR, Morin A, Hamilton PB (1999): Periphyton biomass and community composition in rivers of different nutrient status. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 56, 560-569
- Christman VD, Voshell JR (1992): Life history, growth, and production of Ephemeroptera in experimental ponds. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 85, 705-712
- Couderchet M, Vernet G (2003): Pigments as biomarkers of exposure to the vineyard herbicide azasulfuron in freshwater algae. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 55, 271-277
- Crane M (1997): Research needs for predictive multispecies tests in aquatic toxicology. *Hydrobiologia* 346, 149-155
- Crossland NO (1990): The role of mesocosm studies in pesticide regulation. Proceedings of the Brighton Crop Protection Conference, 499-508
- Crossland NO La Point TW (1992): The design of mesocosm experiments. *Environ. Toxicol. Chem.* 11, 1-4
- Crossland NO, Heimbach F, Hill IR, Boudou A, Leeuwangh P, Matthiessen P, Persoone G (1992): Summary and recommendations of the European Workshop on freshwater field tests. European Workshop on Freshwater Field Tests (EWOFFT), Potsdam, Germany, June 25-26 1992, 1-37
- Culp JM, Lowell RB, Cash KJ (2000): Integrating mesocosm experiments with field and laboratory studies to generate weight-of-evidence risk assessments for large rivers. *Environ. Tox. Chem.* 19, 1167-1173
- DeNicola DM, Hoagland KD (1996): Effects of solar spectral irradiance (visible to UV) on prairie stream epilithic community. *J. N. Benthol. Soc.* 15, 155-169
- DeNicola DM, McIntire CD (1990): Effects of substrate relief on the distribution of periphyton in laboratory streams. II. Interactions with irradiances. *J. Phycol.* 26, 634-641
- Dermott R, Munawar M (1992): A simple and sensitive assay for evaluation of sediment toxicity using *Lumbriculus variegatus* (Müller). *Hydrobiologia* 235/236, 407-414
- Dhadialla TS, Carlson GR, Le DP (1998): New insecticides with ecdysteroidal and juvenile hormone activity. *Annu. Rev. Entomol.* 43, 545-569
- Dorn S, Frischknecht ML, Martinez V, Zurflüh R, Fischer U (1981): A novel non-neurotoxic insecticide with a broad activity spectrum. *Z. Pflanzenkr. Pflanzenschutz* 88(5), 269-275.

- Drewes CD (1996): Heads or tails? Patterns of segmental regeneration in a freshwater oligochaete. In: Glase JC (ed.): Tested studies for laboratory teaching, Proceedings of the 17th Workshop/Conference of the Association for Biology Laboratory Education (ABLE), Vol. 17, Cornell University, pp. 24-34
- Drewes CD (1997): Sublethal effects of environmental toxicants on oligochaete escape reflexes. *Amer Zool* 37: 346-353
- Drewes CD (1999): Helical swimming and body reversal behaviors in *Lumbriculus variegatus* (Annelida: Clitellata: Lumbriculidae). *Hydrobiologia* 406, 263-269
- Drewes CD (2001): *Lumbriculus variegatus*: A Biology Profile. (Im Internet auf: <http://www.eeob.iastate.edu/faculty/DrewesC/htdocs>)
- Drewes CD, Brinkhurst RO (1990): Giant fibers and rapid escape reflexes in newly hatched aquatic oligochaetes, *Lumbriculus variegatus* (Family Lumbriculida). *Invertebr. Reprod. Dev.* 17, 91-95.
- Drewes CD, Fournier CR (1989): Hindsight and rapid escape reflexes in a freshwater oligochaete. *Biol. Bull.* 177, 363-371
- Drenner RW, Mazumber A (1999): Microcosm experiments have limited relevance for community and ecosystem ecology: Comment. *Ecology* 80(3), 1081-1085
- Dube MG, Culp JM, Cash, KJ, Glozier NE, MacLatchy DL, Podemski CL, Lowell RB (2002): Artificial streams for environmental effects monitoring (EEM): Development and application in Canada over the past decade. *Water Qual. Res. J. Canada*, 37, 155-180
- Elliott JM, Humpesch UH, Macan TT (1988): Larvae of the British Ephemeroptera: a key with ecological notes. *Freshwat. Biol. Assoc. Sci. Publ.* 49, 1-145
- Eser S (2001): Ecotoxicological investigations of periphyton communities using HPLC pigment analysis. Shaker Verlag, Aachen, 257pp
- Eser S, Huber W (2001): Monitoring of periphyton community shifts after application of herbicides using HPLC pigment analysis and microscopy. In: Workshop at Institut de Ciències del Mar (CSIC): Pigments as a tool to estimate the biomass of different phytoplankton groups. Barcelona (Spain) 29.04.-01.05. 2001, 22
- European Commission (2003) EUR 20843 EN European Union Risk Assessment Report: 4,4'-isopropylidenediphenol (bisphenol-A), Volume 37. Editors: Munn SJ, Allanou R, Aschberger K, Berthault F, de Bruijn J, Musset C, O'Connor S, Pakalin S, Pellegrini G, Scheer S, Vegro S. Luxembourg: Office for Official Publications of the European Communities, Environment and quality of life series, X pp, 290 pp
- European Union (1991): Council Directive of 15 July 1991 concerning the placing of plant protection products on the market (91/414/EEC). *Off. J. Eur. Communities* L230, 1-194
- European Union (1997): Council Directive 97/57/EC of September 21, 1997: Establishing Annex VI to Directive 91/414/EEC concerning the placing of plant protection products on the market. *Off. J. Eur. Communities* L265, 87-109.
- Extension Toxicology Network (Exttoxnet) (1996): Fenoxycarb, Pesticide information profile. 4p (Im Internet auf: <http://exttoxnet.orst.edu/pips/fenoxycarb.htm>)
- Fairchild JF, Sappington LC (2002): Fate and effects of the triazinone herbicide metribuzin in experimental pond mesocosms. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 43, 198-202

- Fietz S, Nicklisch A (2004): An HPLC analysis of the summer phytoplankton in Lake Baikal. *Freshw. Biol.* 49, 332-345
- Fujiki T, Taguchi S (2002): Variability in chlorophyll a specific absorption coefficient in marine phytoplankton as a function of cell size and irradiance. *J. Plankton Res.* 24(9), 859-874
- Gildemeister T (2000): Toxikokinetische Untersuchungen von Fenoxycarb bei ausgewählten aquatischen Organismen. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Diplomarbeit)
- Grenier S, Grenier AM (1993): Fenoxycarb, a fairly new insect growth regulator: a review of its effects on insects. *Ann. Appl. Biol.* 122, 369-403
- Grimm NB, Fisher SG (1986): Nitrogen limitation in a Sonoran Desert stream. *J. North Am. Benthol. Soc.* 5, 2,15
- Guasch H, Sabater S (1998): Estimation of the annual primary production of stream epilithic biofilms based on photosynthesis-irradiance relations. *Arch. Hydrobiol.* 141, 469-481
- Hamm A (1991): Studie über die Wirkung und Qualitätsziele von Nährstoffen in Fließgewässern. 1. Auflage. Academia Verlag, St. Augustin
- Hanson ML, Solomon KR (2002): New technique for estimating thresholds of toxicity in ecological risk assessment. *Environ. Sci. Technol.* 36, 3257-3264
- Haybach A, Malzacher P (2002): Verzeichnis der Eintagsfliegen Deutschlands (Insecta: Ephemeroptera). *Entomol. Z. (Stuttgart)* 112 (2), 34-45
- Haybach A, Malzacher P (2003): Verzeichnis der Eintagsfliegen (Ephemeroptera) Deutschlands. *Entomofauna Germanica* 6, 33-46
- Hickey CW, Golding LA (2002): Response of macroinvertebrate to copper and zinc in a stream mesocosm. *Environ. Toxicol. Chem.* 21, 1854-1863
- Hill BH, Herlihy AT, Kaufmann PR, Stevenson RJ, McCormick FH, Burch Johnson C (2000): Use of periphyton assemblage data as an index of biotic integrity. *J. N. Benthol. Soc.* 19, 50-67
- Hill BH, Webster JR (1982): Periphyton production in an Appalachian river. *Hydrobiologia* 97, 275-280
- Hill IR, Heimbach F, Leeuwangh P, Matthiessen P (1994b): Freshwater field test for hazard assessment of chemicals. Lewis Publishers Boca Raton, Ann Arbor, London, Tokyo
- Hill IR, Shaw JL, Maund SJ (1994a): Review of aquatic field tests with pyrethroid insecticides. In: Hill IR, Heimbach F, Leeuwangh P, Matthiessen P (1994): Freshwater field test for hazard assessment of chemicals. Lewis Publishers Boca Raton, Ann Arbor, London, Tokyo, 249-271
- Hill WR, Boston HL (1991): Community development alters photosynthesis-irradiance relations in stream periphyton. *Limnol. Oceanogr.* 36, 1375-1386
- Horner RR, Welch EB, Seeley MR, Jacoby JM (1990): Responses of periphyton to changes in current velocity, suspended sediment and phosphorous concentration. *Freshw. Biol.* 24, 215-232
- Hose GC, Hyne RV, Lim RP (2003): Toxicity of Endosulfan to *Atalophlebia* spp. (Ephemeroptera) in the laboratory, mesocosm, and field. *Environ. Toxicol. Chem.* 22(12), 3062-3068

- Hosmer AJ, Warren LW, Ward TJ (1998): Chronic toxicity of pulse-dosed fenoxycarb to *Daphnia magna* exposed to environmental realistic concentrations. *Environ. Toxicol. Chem.* 17(9), 1860-1866.
- Hurlbert SH (1984): Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. *Ecol. Monogr.* 54, 187-211.
- Huston MA (1999): Microcosm experiments have limited relevance for community and ecosystem ecology: Synthesis of comments. *Ecology* 80(3), 1088-1089
- Ike M, Chen MY, Jin CS, Fujita M (2002): Acute toxicity, mutagenicity, and estrogenicity of biodegradation products of bisphenol-A. *Environ. Toxicol.* 17, 457-461
- Ike M, Jin CS, Fujita M (2000): Biodegradation of bisphenol A in the aquatic environment. *Water Sci. Technol.* 42 (7-8), 31-38.
- Inza B, Rouleau C, Tjälve H, Ribeyre F, Campbell PGC, Pelletier E, Boudou A (2001): Fine-scale tissue distribution of cadmium, inorganic mercury, and methylmercury in nymphs of the burrowing mayfly *Hexagenia rigida* studied by whole-body autoradiography. *Environ. Res. Sec. A* 85, 265-271
- Isnard P, Flammarion P, Roman G, Babut M, Bastien Ph, Bintein S, Esserméant L, Féraud JF, Schmitt S, Saouter E, Saroli M, Thiébaud H, Tomassone R, Vindimian E (2001): Statistical analysis of regulatory ecotoxicity tests. *Chemosphere* 45, 659-669
- ISO (1996): ISO-Standard 7336-3: Water quality- Determination of the acute lethal toxicity of substances to a freshwater fish [*Brachydanio rerio* HAMMILTON-BUCHANAN (Teleostei, Cyprinidae)] - Part 3: Flow-through method. 2nd edition, 11p
- Ivorra N, Bremer S, Guasch H, Kraak MHS, Admiraal W (2000): Differences in the sensitivity of benthic microalgae to Zn and Cd regarding biofilm development and exposure history. *Environ. Toxicol. Chem.* 19, 1332-1339
- Jaag O, Ambühl H (1964): The effects of the current on the composition of biocoenosis in flowing water streams. *Adv. Water Pollut. Res.* 1, 31-49; zitiert nach: Allan JD (1995): *Stream ecology - structure and function of running waters*. Chapman and Hall; London, Weinheim, New York, Tokyo, Melbourne, Madras
- Japan Environment Agency (2001): Survey of endocrine disrupting substances (Environmental hormones) in the aquatic environment (FY2000). (Im Internet auf: http://www.nies.go.jp/edc/edcdb/HomePage_e/medb/MEDB.html)
- Johnson RE, Tuchman NC, Peterson CG (1997): Changes in the vertical microdistribution of diatoms within a developing periphyton mat. *J. N. Am. Benthol. Soc.* 16, 503-519
- Jungmann D, Brust K, Hultsch V, Licht O, Mählmann J, Schmidt J, Nagel R (2001a): Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern - Teil 1 Entwicklung des Testsystems. Umweltbundesamt, Berlin, F+E-Vorhaben 29563075
- Jungmann D, Brust K, Hultsch V, Licht O, Mählmann J, Schmidt J, Nagel R (2001b): Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern - Teil 2 Wirkung des Herbizides Terbutryn. Umweltbundesamt, Berlin, F+E-Vorhaben 29563075

- Jungmann D, Brust K, Licht O, Ludwichowski KU, Schmidt J, Nagel R (2001c): Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern - Teil 3 Wirkung des Insektizides Fenoxycarb. Umweltbundesamt, Berlin, F+E-Vorhaben 29563075
- Jungmann D, Brust K, Licht O, Mählmann J, Schmidt J, Nagel R (2001d): Artificial indoor streams as a method to investigate the impact of chemicals on lotic communities. Environ. Sci. Pollut. Res. 8(1), 49-55
- Jungmann D, Köhler A, Köhler HR, Ladewig V, Licht O, Ludwichowski KU, Schirling M, Triebkorn R, Nagel R (2004a): Umweltchemikalien mit Wirkung auf das Hormonsystem - TV 5: Wirkung von Xenohormonen in aquatischen Ökosystemen. Teil I: Freilanduntersuchungen. Umweltbundesamt, Berlin, F+E-Vorhaben 29965221/05
- Jungmann D, Köhler A, Köhler HR, Ladewig V, Licht O, Ludwichowski KU, Schirling M, Triebkorn R, Nagel R (2004b): Umweltchemikalien mit Wirkung auf das Hormonsystem - TV 5: Wirkung von Xenohormonen in aquatischen Ökosystemen. Teil II: Exposition von *Gammarus fossarum* mit Bisphenol A in künstlichen Fließbrinnen. Umweltbundesamt, Berlin, F+E-Vorhaben 29965221/05
- Jungmann D, Ladewig V, Ludwichowski KU, Petzsch P, Nagel R (2004c): Intersexuality in *Gammarus fossarum* (Koch) - a common inducible phenomenon? Arch. Hydrobiol. 159(4), 511-529
- Kamimura M, Kiuchi M (2002): Applying fenoxycarb at the penultimate instar triggers an additional ecdysteroid surge and induces perfect extra larval molting in the silkworm. General and Comparative Endocrinology 128, 231-237
- Kayser H, Arslan-Bir M, Angst M (2001): Current and future use of insect growth regulators in crop protection. In Vitro Cell. Dev. Biol - Animal 37(3 Part II, Supplement), I-7
- Kennedy AJ, Cherry DS, Currie RJ (2002): Laboratory assessment of an impacted lotic system using an ecologically relevant test organism. Poster presented at the NABS Annual meeting 2002, Pittsburgh, Pennsylvania, USA
- Kjeldsen K (1996): Regulation of algal biomass in a small lowland stream: field experiments on the role of invertebrate grazing, phosphorus and irradiance. Freshw. Biol. 36, 535-546
- Klécka GM, Gonsior SJ, West RJ, Goodwin PA, Markham DA (2001): Biodegradation of bisphenol a in aquatic environments: River die-away. Environ. Toxicol. Chem. 20 (12), 2725-2735
- Kolpin DW, Furlong ET, Meyer MT, Thurman EM, Zaugg SD, Barber LB, Buxton HT (2002): Pharmaceuticals, hormones, and other organic wastewater contaminants in U.S. streams, 1999-2000: A National Reconnaissance. Environ. Sci. Technol. 36, 1202-1211
- Kosnicki E, Burian S (2003): Life history aspects of the mayfly *Siphonurus typicus* (Ephemeroptera: Siphonuridae) with a new application for measuring nymphal development and growth. Hydrobiologia 510, 131-146
- Kukkonen JVK (2002): Lethal body residue of chlorophenols and mixtures of chlorophenols in benthic organisms. Arch. Environ. Contam. Toxicol. 43, 214-220
- Kukkonen JVK, Landrum PF (1994): Toxicokinetics and toxicity of sediment-associated pyrene to *Lumbriculus variegatus* (Oligochaeta). Environ. Toxicol. Chem. 13, 1457-1468

- Ladewig V (2004): Der Einfluss von hormonell wirksamen Umweltchemikalien auf die Populationsökologie von *Gammarus fossarum*. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Doktorarbeit)
- Ladewig V, Jungmann D, Köhler A, Schirling M, Triebkorn R, Nagel R (2002): Intersexuality in *Gammarus fossarum* Koch, 1835 (Amphipoda). *Crustaceana* 75(11), 1289-1299
- Lamberti GA, Ashkens LR, Gregory SV, Steinman AD (1987): Effects of three herbivores on periphyton communities in laboratory streams. *J. N. Benthol. Soc.* 6(2), 92-104
- Lamberti GA, Moore JW (1984): Aquatic insects as primary consumers. In: Resh VH, Rosenberg DM (Eds.): *The ecology of aquatic insects*. Praeger, New York, 164-195
- Lancaster J (1999): Small-scale movements of lotic invertebrates with variations in flow. *Freshw. Biol.* 41, 605-619
- Landesamt für Umwelt und Geologie (1998): Gewässergütekarte 1997 - Biologische Befunde der Gewässergüte sächsischer Fließgewässer mit Gewässergütebericht 1997. Materialien zur Wasserwirtschaft, Landesamt für Umwelt und Geologie, Dresden, Germany
- Landesamt für Umwelt und Geologie (2001): Gewässergütebericht 2000 mit Gewässergütekarte. Materialien zur Wasserwirtschaft, Landesamt für Umwelt und Geologie, Dresden, Germany
- Latasa M, Landry MR, Schlüter L, Bidigare RB (1997): Pigment-specific growth and grazing rates of phytoplankton in the central equatorial Pacific. *Limnol. Oceanogr.* 42(2), 289-298
- Leppänen MT, Kukkonen JVK (1998): Relative importance of ingested sediment and pore water as bioaccumulation routes for pyrene to oligochaete (*Lumbriculus variegatus*, Müller). *Environ. Sci. Technol.* 32, 1503-1508
- Leppchen K (2002): Optimierung des 28-Tage-Sedimenttoxizitätstests mit *Lumbriculus variegatus* (MÜLLER). Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Diplomarbeit)
- Lesiuk NM, Drewes CD (1999): Autotomy reflex in a freshwater oligochaete, *Lumbriculus variegatus* (Clitellata: Lumbriculidae). *Hydrobiologia* 406, 253-261
- Liber K, Kaushik NK, Solomon KR, Carey JH (1992): Experimental designs for aquatic mesocosm studies: a comparison of the "ANOVA" and "Regression" design for assessing the impact of tetrachlorophenol on zooplankton populations in limnocorrals. *Environ. Toxicol. Chem.* 11, 61-77
- Liber K, Schmude KL, Corry TD (1996): Effects of insect growth regulator Diflubenzuron on insect emergence in littoral enclosures. *Environ. Entomol.* 25, 17-24
- Licht O (1998): Pigmentanalyse des Aufwuchses in Fließrinnen mittels HPLC. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Diplomarbeit)
- Licht O, Jungmann D, Nagel R (2003): Method development on aufwuchs and mayfly larvae to determine the effects of chemicals in artificial indoor streams. *Fres. Environ. Bul.* 12(6), 594-600

- Licht O, Jungmann D, Ludwichowski KU, Nagel R (2004a): Long-term effects of fenoxycarb on two mayfly species in artificial indoor streams. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 58(2), 246-255
- Licht O, Jungmann D, Ladewig V, Ludwichowski KU, Nagel R (2004b): Bisphenol-A in artificial indoor streams: I. Fate and effects on aufwuchs. *Ecotoxicology* 13(7), 657-666
- Liedtjens K, Preuß TG, Claßen S, Schiffers A, Ratte HT (2004): Untersuchung zur Eignung von Fließgewässer-Ephemeropteren als Testorganismen in Biotests. Poster presented at the 2nd Joint Meeting SETAC GLB/GDCh, Aachen, Abstract book, 145
- Liu TX, Chen TY (2001): Effects of the insect growth regulator fenoxycarb on immature *Chrysoptera rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae). *Fla. Entomol.* 84(4), 628-633
- Lobos JH, Leib TK, Su TM (1992): Biodegradation of bisphenol A and other bisphenols by a gram-negative aerobic bacterium. *Appl. Environ. Microbiol.* 58, 1823-1831
- Lock MA, Wallace RR, Costerton JW, Ventullo RM, Charlton SE (1984): River epilithon: towards a structural-functional model. *Oikos* 42, 10-22
- Lohr M, Wilhem C (1999): Algae displaying the diadinoxanthin cycle also possess the violaxanthin cycle. *Proc. Natl. Acad. Sci. USA*, 96, 8784-8789
- Louda JW (2001): Pigment-based chemotaxonomic assessment of Florida Bay phytoplankton and periphyton. Florida Bay and adjacent marine systems science conference, Key Largo, Florida, USA. 23-26.04.2001, 3p
- Lowe RL, Golladay SW, Webster JB (1986): Periphyton response to nutrient manipulation in streams draining clearcut and forested water sheds. *J. N. Benthol. Soc.* 7, 29-36
- Lowe RL, Guckert JB, Belanger SE, Davidson DH, Johnson DW (1996): An evaluation of periphyton community structure and functions on tile and cobble substrata in experimental stream mesocosms. *Hydrobiologia* 328, 135-146
- Lubini V, Sartori M (1994): Current status, life cycle and ecology of *Rhithrogena germanica* Eaton, 1885 in Switzerland: preliminary results (Ephemeroptera, Heptageniidae). *Aquat. Sci.* 56(4), 388-397
- Malo J (1993): Comunidades bentónicas de ríos mediterráneos. Tesis doctoral; Universidad de Murcia; 244p
- Malzacher P, Jacob U, Haybach A, Reusch H (1998): Rote Liste der Eintagsfliegen (Ephemeroptera). In: Bundesamt für Naturschutz (Hrsg.): Rote Liste gefährdeter Tiere in Deutschland. Schriftenreihe für Landschaftspflege und Naturschutz 55, Bonn-Bad Godesberg, 264-267
- Marchini S (2002): Aquatic effects assessment: needs and tools. *Ann. Ist. Super. Sanità* 38(2), 119-129
- Marinho MM, Rodrigues SV (2003): Phytoplankton of an eutrophic tropical reservoir: comparison of biomass estimated from counts with chlorophyll-a biomass from HPLC measurements. *Hydrobiologia* 505, 77-88
- McCutchan JH, Lewis WM (2002) Relative importance of carbon sources for macro-invertebrates in a Rocky Mountain stream. *Limnol. Oceanogr.* 47(3), 742-752

- Metag N (2000): Erfassung der Populationsdynamik von *Gammarus fossarum* im Lockwitzbach. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Diplomarbeit)
- Meyer E (1989): The relationship between body length parameters and dry mass in running water invertebrates. Arch. Hydrobiol. 117, 191-203
- Meyer EI, Poepperl R (2003): Secondary production of invertebrates in a Central European mountain stream (Steina, Black Forest, Germany). Arch. Hydrobiol. 158(1), 25-42
- Miller DC, Geider RJ, MacIntyre HL (1996): Microphytobenthos: The ecological role of the „secret garden“ of unvegetated, shallow-water marine habitats. II. Role in sediment stability and shallow-water food webs. Estuaries 19, 202-212
- Minshall GW (1978): Autotrophy in stream ecosystems. BioScience 28, 767-771
- Minshall GW (1988): Stream ecosystem theory: a global perspective. J. N. Am. Benthol. Soc. 7, 263-288
- Miura T, Takahashi RM (1987): Impact of fenoxycarb, a carbamate insect growth regulator, on some aquatic invertebrates abundant in mosquito breeding habitats. J. Am. Mosq. Control Assoc. 3(3), 476-480
- Miyamoto J, Hirano M, Takimoto Y, Hatakoshi M (1993): Insect growth regulators for pest control with emphasis on juvenile hormone analogs: present status and future prospects. In: Duke S, Menn J, Plimmer J (Eds.): Pest Control with enhanced environmental safety, ACS Symposium Series No. 524, 144-168
- Møhlenberg F, Petersen S, Gustavsson K, Lauridsen T, Friberg N (2001): Mesocosm experiments in the approval procedure for pesticides - a literature study on effects of mesocosm characteristic and validity of extrapolation methods to protect sensitive species. Danish Environmental Protection Agency, Pesticides Research, No. 56, 110pp
- Mohsen ZH, Al-Chalabi BM (1989): Biological activity of Fenoxycarb against *Culex quinquefasciatus*. J. Biol. Sci. Res. 20(2), 323-331
- Mohsen ZH, Zayia HH (1995): Long-term effects of Fenoxycarb against *Culex* mosquitoes (Diptera: Culicidae). Jpn. J. Sanit. Zool. 46(2), 151-154
- Moog O, Bauernfeind E, Weichselbaumer P (1997): The use of Ephemeroptera as saprobic indicators in Austria. In: Landolt P, Sartori M (Eds.): Ephemeroptera & Plecoptera: Biology-Ecology-Systematics, Mauron+Tinguely and Lachat SA, Fribourg, Ch, 254-260
- Moore DRJ, Caux PY (1997): Estimating low toxic effects. Environ. Toxicol. Chem. 16(4), 794-801
- Moore JW (1977): Seasonal succession of algae in a eutrophic stream in southern England. Hydrobiologia 53, 181-192
- Moreno J, Hawlitzky N, Jimenez R (1993a): Morphological abnormalities induced by fenoxycarb on the pupa of *Phanerotoma (Phanerotoma) ocularis* Kohl (Hym., Braconidae). J. Appl. Ent. 115, 170-175
- Moreno J, Hawlitzky N, Jimenez R (1993b): Morphological abnormalities induced by fenoxycarb on the ectoparasitic larval stage of *Phanerotoma (Phanerotoma) ocularis* Kohl (Hym., Braconidae). J. Appl. Ent. 116, 406-411

- Morin A, Lamoureux W, Busnarda J (1999): Empirical models predicting primary productivity from chlorophyll a and water temperature for stream periphyton and lake and ocean phytoplankton. *J. N. Am. Benthol. Soc.* 18, 299-307
- Mulla MS, Darwezeh HD, Ede L, Kennedy B (1985): Laboratory and field evaluation of the IGR fenoxycarb against mosquitoes. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 1(4), 442-448
- Müller G (1964): *Methoden der Sediment-Untersuchungen*. Verlag Schweizerbarth. Stuttgart
- Nagel R, Köhler HR, Triebkorn R, Jungmann D, Ladewig V, Ludwichowski KU, Metag N., Preuß T, Woitschella A (2001): Effects of xeno-hormones in amphipods - From the molecular to the population level. In: BMBF (Ed.): 2nd Status Seminar Endocrine Disruptors - Proceedings, München: GSF, 75-79
- Navarro E, Guasch H, Sabater S (2002): Use of microbenthic algal communities in ecotoxicological tests for the assessment of water quality: the Ter river case study. *J. Appl. Phycol.* 14, 41-48
- Noble PA, Tymowski RG, Fletcher M, Morris JT, Lewitus AJ (2003): Contrasting patterns of phytoplankton community pigment composition in two salt marsh estuaries in southeastern United States. *Appl. Environ. Microbiol.* 69(7), 4129-4143
- OECD (1984): OECD guidelines for testing of chemicals, Section 2- Effects on biotic systems, No. 201 "Alga, growth inhibition test". Paris, France
- OECD (1996): Guidelines for Testing of Chemicals: Draft Proposal for Guidance Document. Freshwater Lentic Field Tests, Draft document (July 1996). OECD, Paris, 12p
- Oehlmann J, Schulte-Oehlmann U, Duft M, Tillmann M (2001): Effect of environmental hormones in prosobranch molluscs. In: BMBF (Ed.): 2nd Status Seminar Endocrine Disruptors - Proceedings, München: GSF, 63-66
- Oehlmann J, Schulte-Oehlmann U, Tillmann M, Markert B (2000): Effects of endocrine disruptors on prosobranch snails (Mollusca: Gastropoda) in the laboratory. Part I: Bisphenol-A and Octylphenol as xenoestrogens. *Ecotoxicology* 9(6), 383-397.
- Pace ML (2001): Getting it right and wrong: Extrapolations across experimental scales. In: Gardner RH, Kemp WM, Kennedy VS, Peterson JE (Eds.) *Scaling relations in experimental ecology*. Columbia University Press, 157-177
- Palmer CG, Goetsch PA (1997): The calibration of an artificial stream system used to investigate the tolerances of South African riverine invertebrates to selected water quality variables. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 32, 22-31
- Peterson CG (1996): Response of benthic algal communities to natural physical disturbance. In: Stephenson RJ, Bothwell ML, Lowe RL (Eds.) *Algal Ecology, Freshwater benthic ecosystems*. Academic press, New York, 375-402
- Petzsch P (2002): Intersex bei *Gammarus fossarum* - Vorkommen und erste Ansätze einer Bewertung. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Diplomarbeit)
- Phipps GL, Ankley GT, Benoit DA, Mattson VR (1993): Use of the aquatic oligochaete *Lumbriculus variegatus* for assessing the toxicity and bioaccumulation of sediment - associated contaminants. *Environ. Toxicol. Chem.* 12, 269-279
- Preston BL (2002): Indirect effects in aquatic ecotoxicology: implications for ecological risk assessment. *Environ. Manag.* 29, 311-323

- Pringle CM (1987): Effects of water and substratum nutrient supplies on lotic periphyton growth: An integrated bioassay. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 44, 619-629
- Purves D (1992): Optimum numerical integration methods for estimation of area under the curve (AUC) and area under the moment curve (AUMC). *J. Pharmacokin. Biopharm.* 20, 211-226
- Puthz V (1978): Ephemeroptera. In: Illies J (Ed.) *Limnofauna europea*, 2nd Ed., Fischer Stuttgart, 256-263
- Quinn JM, Hickey CW, Linklater W (1996): Hydraulic influences on periphyton and benthic macroinvertebrates: simulating the effects of upstream bed roughness. *Freshwater Biology* 35, 301-309
- Rader RB (1997): A functional classification of the drifts: traits that influence invertebrate availability to salmonids. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 50, 1211-1234
- Reyzer ML, Brodbelt JS (2001): Analysis of fire ant pesticides in water by solid-phase microextraction and gas chromatography/mass spectrometry or high-performance liquid chromatograph/mass spectrometry. *Anal. Chim. Acta* 436, 11-20
- Riano P, Basguren A, Pozo J (1997): Diet variations of *Ephemerella ignita* (Poda) (Ephemeroptera: Ephemerellidae) in relation to the developmental stage. In: Landolt, P., Sartori, M. (Eds.) *Ephemeroptera & Plecoptera: Biology-Ecology-Systematics*, Mauron+Tinguely and Lachat SA, Fribourg, Ch, 60-64
- Rosillon D (1988): Food preference and relative influence of temperature and food quality on life history characteristics of a grazing mayfly, *Ephemerella ignita* (Poda). *Can. J. Zool.* 66, 1474-1481
- Roy S, Chanut JP, Gosselin M, Sime-Ngando T (1996): Characterization of phytoplankton communities in the lower St. Lawrence estuary using HPLC-detected pigments and cell microscopy. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 142, 55-73
- Russev BK, Doshkinova MG (1985): On the development and productivity of mayfly larvae (Ephemeroptera, Insecta) in a stretch of the Iskar River. *Bulg. Acad. Sci. Hydrobiol.* 25, 3-16
- Ruttner F (1963): *Fundamentals of limnology*. 3rd Ed., University of Toronto Press, Toronto, Canada 295 pp
- Schaefer CH, Wilder WH, Mulligan FS, Dupras EF (1987): Efficacy of fenoxycarb against mosquitoes (Diptera: Culicidae) and its persistence in the laboratory and field. *J. Econ. Entom.* 80(1), 126-130
- Schlüter L, Møhlenberg F (2003): Detecting presence of phytoplankton groups with non-specific pigment signatures. *J. Appl. Phycol.* 15, 465-476
- Schlüter L, Møhlenberg F, Havskum H, Larsen S (2000): The use of phytoplankton pigments for identifying and quantifying phytoplankton groups in coastal areas: testing the influence of light and nutrients on pigment/chlorophyll a ratios. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 192, 49-63
- Schmidt J (1997): *Gammarus fossarum* Koch in Fließbrinnen: Erfassung von populationsrelevanten Daten. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Diplomarbeit)

- Schmidt J (2003): Wirkungen von Umweltchemikalien auf *Gammarus fossarum* - Populationsexperimente und individuenbasiertes Reproduktionsmodell. Technische Universität Dresden, Fakultät für Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften, Institut für Hydrobiologie (Doktorarbeit)
- Schönborn W (1992): Fließgewässerbiologie. Gustav Fischer Verlag Jena, Stuttgart
- Schulte-Oehlmann U, Tillmann M, Markert B, Oehlmann J, Watermann B, Scherf S (2000): Effects of endocrine disruptors on prosobranch snails (Mollusca: Gastropoda) in the laboratory. Part II: Triphenyltin as a xeno-androgen. *Ecotoxicology* 9(6), 399-412
- Schulz R, Dabrowski JM (2001): Combined effects of predatory fish and sublethal pesticide contamination on the behaviour and mortality of mayfly nymphs. *Environ. Toxicol. Chem.* 20, 2537-2543
- Schwoerbel J (1993): Einführung in die Limnologie. UTB Gustav Fischer Verlag 3. Auflage.
- Shieh JN, Chao MR, Chen CY (2001): Statistical comparisons of the no-observed-effect concentration and the effective concentration at 10% inhibition (EC10) in algal toxicity tests. *Water Sci. Technol.* 43(2), 141-146
- Sibley PK, Benoit DA, Balcer MD, Phipps GL, West CW, Hoke RA, Ankley GT (1999): *In situ* bioassay chamber for the assessment of sediment toxicity and bioaccumulation using benthic invertebrates. *Environ. Toxicol. Chem.* 18(10), 2325-2336
- Siewing R (1985): Lehrbuch der Zoologie. Band 2: Systematik. 3. Auflage. Gustav Fischer Verlag. Stuttgart. New York
- Sláma K (1995): The present status of the mode of action of insect juvenile hormone. *Neth. J. Zool.* 45(1-2), 71-78
- Sleigh MA, Baldock BM, Baker JH (1992): Protozoan communities in chalk streams. *Hydrobiologia* 248, 53-64
- Sobczak WV (1996): Epilithic bacterial responses to variations in algal biomass and labile dissolved organic carbon during biofilm colonisation. *J. N. Am. Benthol. Soc.* 15, 143-154
- Sobczak WV, Burton TM (1996): Epilithic bacterial and algal colonization in a stream run, riffle and pool: a test of biomass covariation. *Hydrobiologia* 332, 159-166
- Solomon MG, Fitzgerald JD (1990): Fenoxycarb, a selective insecticide for inclusion in integrated pest management systems for pear in the UK. *J. Hort. Sci.* 65(5), 535-539
- Soma Y, Imaizumi T, Yagi K, Kasuga S (1993): Estimation of algal succession in lake water using HPLC analysis of pigments. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 50, 1142-1146
- Spivack J, Leib TK, Lobos JH (1994): Novel pathway for bacterial metabolism of bisphenol A, rearrangements and stilbene cleavage in bisphenol A metabolism. *J. Biol. Chem.* 269, 7323-7329
- Staatliches Umweltfachamt Radebeul (2000): Beschaffenheitsdaten für Lockwitzbach und Wilde Sau. Materialien zur Wasserwirtschaft, Landesamt für Umwelt und Geologie, Dresden, Germany
- Staples CA, Dorn PB, Klécka GM, O'Block ST, Branson DR, Harris LR (2000): Bisphenol A concentrations in receiving waters near US manufacturing and processing facilities. *Chemosphere* 40 (5), 521-525

- Staples CA, Dorn PB, Klécka GM, O'Block ST, Harris LR (1998): A review of the environmental fate, effects, and exposures of bisphenol a. *Chemosphere* 36 (10), 2149-2173
- Staples CA, Woodburn K, Caspers N, Hall AT, Klécka GM (2002): A weight of evidence approach to the aquatic hazard assessment of bisphenol A. *Hum. Ecol. Risk Assess.* 8(5), 1083-1105
- Steinman AD (1996): Does an increase in irradiance influence periphyton in a heavily-grazed woodland stream. *Oecologia* 91, 163-170
- Steinman AD, McIntire CD (1986): Effects of current velocity and light energy on the structure of periphyton assemblages in laboratory streams. *J. Phycol.* 22, 352-361
- Steinman AD, McIntire CD (1987): Effects of irradiance on the community structure and biomass of algal assemblages in laboratory streams. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 44, 1640-1658
- Steinman AD, McIntire CD, Lowry RR (1987): Effects of herbivore type and density on chemical composition of algal assemblages in laboratory streams. *J. N. Benthol. Soc.* 6, 189-197
- Studemann D, Landolt P, Sartori M, Hefti D, Tomka I (1992): Ephemeroptera; Insecta Helvetica No. 9, Schweizerische Entomologische Gesellschaft (Hrsg.)
- Sullivan J (2000): Environmental fate of fenoxycarb. Environmental monitoring fate reviews, Environmental monitoring branch, Department of pesticide regulation, California EPA, Sacramento, CA, USA (Im Internet auf: <http://www.cdpr.ca.gov/docs/empm/pubs/envfate.htm>)
- Suter GW II. (1996): Abuse of hypothesis testing statistic in ecological risk assessment. *Hum. Ecol. Risk Assess.* 2(2), 331-347
- Syngenta AG (2001): Material safety data sheet: Precision. Syngenta Crop Protection AG, Basel, Ch, 5p
- Syngenta AG (2003): EU-Sicherheitsdatenblatt: Insegar vom 15.01.2003. Syngenta Crop Protection AG, Basel, Ch
- Tada M, Hatakeyama S (2000): Chronic effects of an insecticide, fenobucarb, on the larvae of two mayflies, *Epeorus latifolium* and *Baetis thermicus*, in model streams. *Ecotoxicology* 9, 187-195
- Tank JL, Dodds WK (2003): Nutrient limitation of epilithic and epixylic biofilms in 10 North American streams. *Freshw. Biol.* 48, 1031-1049
- Tatarazako N, Oda S, Watanabe H, Morita M, Iguchi T (2003): Juvenile hormone agonists affect the occurrence of male *Daphnia*. *Chemosphere* 53(8), 827-833
- Tester P, Geesey M, Guo C, Paerl H, Millie D (1995): Evaluating phytoplankton dynamics in the Newport River estuary (North Carolina, USA) by HPLC-derived pigment profiles. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 124, 237-245
- Tiemann KH (2001): Arbeitstagebuch für das Obstjahr 2001. Hrsg.: OVR (Obstbauversuchsring des Alten Landes), Jork
- Timm T (1980): Distribution of aquatic oligochaetes. In: Brinkhurst RO, Cook DG (Eds.): *Aquatic oligochaete biology*. Plenum Press. New York, 55-77

- Tolosa I, Vescovali I, LeBlond N, Marty JC, de Mora S, Prieur L (2004): Distribution of pigments and fatty acid biomarkers in particulate matter from the frontal structure of the Alboran Sea (SW Mediterranean Sea). *Mar. Chem.* 88, 103-125
- Tomlin CDS (Ed.) (2000): *The Pesticide Manual - 12th Edition*, British Crop Protection Council (BCPC), Surrey, UK
- US EPA (2000): *Methods for measuring the toxicity and bioaccumulation of sediment-associated contaminants with freshwater invertebrates*. US Environmental Protection Agency. EPA/600/R-99/064. Washington. DC
- Vadeboncoeur Y, Lodge DM (2000): Periphyton production on wood and sediment: substratum-specific response to laboratory and whole-lake nutrient manipulations. *J. N. Benthol. Soc.* 19, 68-81
- Valentine BJ, Gurr GM, Thwaite WG (1996): Efficacy of the insect growth regulators tebufenozide and fenoxycarb for lepidopteran pest control in apples, and their compatibility with biological control for integrated pest management. *Austr. J. Exp. Agr.* 36, 501-506
- Van der Geest HG, Greve GD, Boivin ME, Kraak MHS, van Gestel CAM (2000a): Mixture toxicity of copper and diazinon to larvae of the mayfly (*Ephoron virgo*) judging additivity at different effect levels. *Environ. Toxicol. Chem.* 19(12), 2900-2905
- Van der Geest HG, Greve GD, Kroon A, Kuijl S, Kraak MHS, Admiraal W (2000b): Sensitivity of characteristic riverine insects, the caddisfly *Cyrtus trimaculatus* and the mayfly *Ephoron virgo*, to copper and diazinon. *Environ. Pollut.* 109, 177-182
- Van Lenteren JC (1999): Fundamental knowledge about insect reproduction essential to develop sustainable pest management. *Inv. Rep. Dev* 36, 1-15
- Volpers M (1995): *Die ökophysiologischen Differenzierungen von Tubificidenarten im Profundal eutropher Baggerseen: Untersuchungen im Freiland und Experimente in einem Profundalsimulator*. Universität zu Köln, 115p (Doktorarbeit)
- Walker ED, Edman JD (1990) Evaluation of fenoxycarb against spring *Aedes* mosquitoes in Massachusetts. *J. Am. Mosq. Control Assoc.* 6(4), 725-729
- Welch EB, Anderson, EL, Jacoby JM, Biggs BJB, Quinn JM (2001): Invertebrate grazing of filamentous green algae in outdoor channels. *Proc. Int. Assoc. Theor. Appl. Limnol.* 27(4), 2408-2415
- Wesenberg-Lund C (1939): *Biologie der Süßwassertiere*. Verlag von Julius Springer, Wien
- West CW, Ankley GT (1998): A laboratory assay to assess avoidance of contaminated sediments by freshwater oligochaeta *Lumbriculus variegatus*. *Arch. Environ. Contam. Toxicol.* 35, 20-24
- Wetzel RG (2001): *Limnology: Lake and river ecosystems*. 3rd ed., Academic Press, San Diego, USA, 1006 pp
- Wilhelm C, Rudolph I, Renner W (1991): A quantitative method based on HPLC-aided pigment analysis to monitor structure and dynamics of phytoplankton - A study from Lake Meerfelder Maar (Eifel, Germany). *Arch. Hydrobiol.* 123(1), 21-35
- Wilhelm C, Volkmar P, Lohmann C, Becker A, Meyer M (1995): The HPLC-aided pigment analysis of phytoplankton cells as a powerful tool in water quality control. *J. Water SRT - Aqua* 44(4), 132-141

- Williams KA, Green DWJ, Pascoe D (1986): Studies on the acute toxicity of pollutants to freshwater macroinvertebrates. 3. Ammonia. Arch. Hydrobiol. 106 (1), 61-70
- Woitke P, Schiwietz T, Teubner K, Kohl JG (1996): Annual profiles of photosynthetic lipophilic pigments in four freshwater lakes in relation to phytoplankton counts as well as to nutrient data. Arch. Hydrobiol. 137(3), 363-384
- Wong CK, Wong CK (2003): HPLC pigment analysis of marine phytoplankton during a red tide occurrence in Tolo Harbour, Hong Kong. Chemosphere 52, 1633-1640
- Zimmermann EM, Death RG (2002): Effect of substrate stability and canopy cover on stream invertebrate communities. New Zeal. J. Mar. Freshw. Res. 36, 535-545

Danksagung:

Mein herzlicher Dank gilt Herrn Prof. Dr. Nagel für die Betreuung der Arbeit und sein stetes Interesse bei ihrer Entstehung. Ganz besonders danke ich ihm dafür, dass er mich „wieder an Bord“ geholt hat.

Frau Prof. Dr. Roth und Frau PD Dr. Triebkorn danke ich für die Bereitschaft die Arbeit zu begutachten.

Weiterhin danke ich:

Herrn Dr. Dirk Jungmann (DJ) für die Koordinierung der Fließrinnen-Projekte und die vielen Diskussionen rund um „unsere“ Fließrinnen, besonders wenn die Abschlussberichte abzugeben waren.

Herrn Dr. Arnd Weyers für konstruktive Kritik und dafür, dass ich viel von ihm lernen konnte.

Allen Mitgliedern der AG Ökotoxikologie und den Kollegen im Drudebau für eine angenehme Arbeitsatmosphäre.

Für die Unterstützung bei Probenahmen im Freiland und den umfangreichen Fließrinnen-Experimenten danke ich allen, die zu ihrem Gelingen beigetragen haben, besonders Dr. Jens Schmidt und Dr. Vanessa Ladewig, die die Gammariden in den Fließrinnen untersucht haben. Für die hervorragende technische Unterstützung geht mein Dank an Regine Hartmann und Thomas Brethfeld.

Herrn Prof. em. Dr. Urbanitz, Herrn OA Dr. Heide und seinem Team von der Med II im St. Bernward Krankenhaus, Hildesheim, sowie Herrn Prof. Dr. Diehl von der Deutschen Hodgkin Lymphom Studiengruppe in Köln, dafür dass sie bis jetzt Recht behalten haben und durch ihre z. T. jahrzehntelange wichtige Forschung mir in schwieriger Zeit helfen konnten.

Meinen Eltern, meiner Schwester und all meinen Freunden, die immer für mich da gewesen sind.

Lebenslauf

Name, Vorname: Licht, Oliver
Wohnanschrift: Ermelstr. 13, 01277 Dresden
Geburtsort: Uelzen
Geburtsdatum: 24.06.1972

Schulbildung:

- 1979-1985 Hermann-Löns-Schule in Uelzen (Grundschule und Orientierungsstufe)
- 1985-1992 Herzog-Ernst-Gymnasium in Uelzen, Abschluss: Abitur

Wehrdienst:

- 01.07.1992-30.09.1993 Ableistung des Wehrdienst (ab 01.03.1993 Zeitsoldat SAM 15) bei Einheiten der elektronischen Fernmeldeaufklärung

Hochschulbildung:

- 01.10.1993-30.09.1995 Studium der Biologie (Diplom) an der Johann-Wolfgang-Goethe Universität in Frankfurt am Main
- 01.10.1995-18.12.1998 Wechsel zum Hauptstudium an die Technischen Universität Dresden (Schwerpunkt Hydrobiologie)
seit 01.04.1999 Promotionsstudent an der TU Dresden (seit 01.01.2002 berufsbegleitend)

Berufstätigkeit:

- 01.05.1996-31.12.1996 studentische Hilfskraft am Institut für Hydrobiologie an der TU Dresden (Mitarbeit bei Aufbau und Wartung der Internetseiten des Institutes)
- 01.05.1997-31.10.1997 studentische Hilfskraft am Institut für Hydrobiologie an der TU Dresden (Mitarbeit in einem UBA-Forschungsvorhaben)
- 01.10.1999-31.12.2000 wissenschaftlicher Mitarbeiter am Institut für Hydrobiologie an der TU Dresden, UBA Projekt „Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern“
- 01.01.2001-31.12.2001 wissenschaftlicher Mitarbeiter bei ECT Oekotoxikologie GmbH Flörsheim/Main, EU Projekt „Poseidon“ (krankgeschrieben wegen Morbus Hodgkin bis 15.11.2001)
seit 01.01.2002 wissenschaftlicher Mitarbeiter beim Beratergremium für Altstoffe (BUA), BUA-Büro Ökotoxikologie

Erklärung

Hiermit versichere ich, dass ich die vorliegende Arbeit ohne unzulässige Hilfe Dritter und ohne Benutzung anderer als der angegebenen Hilfsmittel angefertigt habe; die aus fremden Quellen direkt oder indirekt übernommenen Gedanken sind als diese kenntlich gemacht worden. Bei der Auswahl und Auswertung des Materials sowie bei der Herstellung des Manuskriptes habe ich Unterstützungsleistungen von folgenden Personen erhalten:

Alle Personen, von denen Daten in die vorliegende Arbeit aufgenommen wurden, sind im Text erwähnt. Alle Personen, die in sonstiger Form zur vorliegenden Arbeit beigetragen haben, werden in der Danksagung genannt. Weitere Personen waren an der geistigen Herstellung der vorliegenden Arbeit nicht beteiligt. Insbesondere habe ich nicht die Hilfe eines Promotionsberaters in Anspruch genommen. Dritte haben von mir weder unmittelbar noch mittelbar geldwerte Leistungen für Arbeiten erhalten, die im Zusammenhang mit dem Inhalt der vorgelegten Dissertation stehen.

Die Arbeit wurde bisher weder im Inland noch im Ausland in gleicher oder ähnlicher Form einer anderen Prüfungsbehörde zum Zwecke der Promotion vorgelegt und ist auch noch nicht veröffentlicht worden.

Ich bestätige, dass ich die Promotionsordnung der Fakultät Forst-, Geo- und Hydrowissenschaften der TU Dresden anerkenne.

Dresden, im Februar 2005