

TECHNISCHE UNIVERSITÄT DRESDEN  
FAKULTÄT FORST-, GEO- UND HYDROWISSENSCHAFTEN  
INSTITUT FÜR HYDROBIOLOGIE

Dissertation  
zur Erlangung des akademischen Grades  
doctor rerum naturalium (Dr. rer. nat)

**Wirkung von Umweltchemikalien auf  
*Gammarus fossarum* – Populationsexperimente und  
individuenbasiertes Reproduktionsmodell**

vorgelegt von  
Jens Schmidt

Dresden, am 10.11.2003

Gutachter:

Prof. Dr. R. Nagel, Institut für Hydrobiologie, TU Dresden  
Prof. Dr. H.-T. Ratte, RWTH Aachen  
Prof. Dr. M. Roth, Institut für Forstbotanik und Forstzoologie, TU Dresden



Prof. Dr. R. Nagel danke ich für die Betreuung und Unterstützung dieser Arbeit sowie für die Möglichkeit, die sehr komplexen Gebiete „Populationsexperiment“ und „Modellierung“ eigenständig zu bearbeiten.

Frau Prof. Dr. M. Roth und Herrn Prof. Dr. H.-T. Ratte danke ich für die sehr schnelle Begutachtung dieser Arbeit.

Das Fließrinnenprojekt wäre nicht möglich gewesen ohne die Mitarbeit und Unterstützung vieler Personen. Das betrifft die Untersuchungen mit den anderen Organismen der Lebensgemeinschaft in den Fließrinnen, die Analyse, die Messung und die statistische Auswertung der chemisch-physikalischen Variablen und die zahlreichen handwerklichen Arbeiten. Mein herzlicher Dank richtet sich deshalb an Thomas Brethfeld, Regine Hartmann, Veit Hultsch, Dr. Dirk Jungmann, Oliver Licht, Kai-Uwe Ludwichowski, Jens Mählmann, Nicole Metag und Dr. Kristin Radke.

Herrn Dr. M. Urban und Herrn Dr. G. Göрге von der Firma Syngenta Crop Protection AG (Basel, Schweiz) danke ich für die Bereitstellung der Substanzen.

Mein Dank gilt ebenfalls Dr. Thomas Petzoldt, Karsten Rinke, Dr. Susanne Rolinski und Katja Siemens für die schnelle und kompetente Beantwortung meiner vielen kleinen und großen Fragen zur Statistik, Modellierung und Programmierung. Für die Einführung in die ereignisorientierte Simulation danke ich Martin Hinsch. Konstruktive Hinweise und Kritik zur Methodik der Berechnung von Effektkonzentrationen erhielt ich von Dr. Arnd Weyers – dafür vielen Dank.

Ein besonderes „Danke schön“ an Christine und Reinhard Schöps für ihre großzügige Unterstützung meines Studiums.

*Diese Arbeit wurde vom Umweltbundesamt durch ein F+E-Projekt gefördert.*



# Inhalt

<b>1</b>	<b>Einleitung</b>	<b>1</b>
<b>2</b>	<b>Material und Methoden</b>	<b>3</b>
2.1	<i>G. fossarum</i> als Versuchsorganismus . . . . .	3
2.1.1	Ökologische Bedeutung und Eignung für die Experimente . . . . .	3
2.1.2	Fortpflanzungszyklus . . . . .	4
2.1.3	Herkunft der Versuchstiere . . . . .	5
2.1.4	Hälterung . . . . .	5
2.1.5	Bestimmung der Art und des Geschlechts . . . . .	5
2.2	Fließbrinnen . . . . .	6
2.2.1	Technische Beschreibung . . . . .	6
2.2.2	Sedimentzusammensetzung . . . . .	7
2.2.3	Fließgeschwindigkeit, Wassermengen und Wassertemperatur . . . . .	7
2.2.4	Lichtverhältnisse . . . . .	7
2.2.5	Nahrungsversorgung der Organismen . . . . .	8
2.2.6	Fraßkörbe . . . . .	10
2.2.7	Lebensgemeinschaft in den Fließbrinnen . . . . .	10
2.2.8	Große Expositionsgefäße . . . . .	12
2.2.9	Kleine Expositionsgefäße . . . . .	12
2.2.10	<i>Multi Tube Trap</i> . . . . .	13
2.3	Prüfsubstanzen . . . . .	13
2.3.1	Terbutryn . . . . .	13
2.3.2	Fenoxycarb . . . . .	14
2.4	Methoden zur Datenauswertung . . . . .	15
2.4.1	Berechnung von Effektkonzentrationen . . . . .	15
2.4.2	Überlebensanalyse . . . . .	16
2.4.3	Populationswachstum . . . . .	18
2.5	Experiment mit dem Herbizid Terbutryn . . . . .	18
2.5.1	Versuchsaufbau . . . . .	19
2.5.2	Zeitlicher Ablauf . . . . .	19
2.5.3	Applikation der Testsubstanz . . . . .	19
2.5.4	Messung der Konzentration im Wasser . . . . .	20
2.5.5	Chemische und physikalische Parameter . . . . .	20

2.5.6	Wassermenge in den Fließbrinnen . . . . .	21
2.5.7	Zusammenstellung der Startpopulationen . . . . .	21
2.5.8	Untersuchungen in den Expositionsgefäßen . . . . .	21
2.5.9	Untersuchungen in den Fließbrinnen . . . . .	22
2.5.10	Fütterung . . . . .	22
2.5.11	Versuchsende . . . . .	22
2.6	Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb . . . . .	22
2.6.1	Versuchsaufbau . . . . .	23
2.6.2	Zeitlicher Ablauf . . . . .	23
2.6.3	Applikation der Testsubstanz . . . . .	23
2.6.4	Messung der Konzentration im Wasser . . . . .	24
2.6.5	Chemische und physikalische Parameter . . . . .	25
2.6.6	Wassermenge in den Fließbrinnen . . . . .	25
2.6.7	Zusammenstellung der Startpopulationen . . . . .	25
2.6.8	Untersuchungen in den Expositionsgefäßen . . . . .	25
2.6.9	Untersuchungen in den <i>Multi Tube Traps</i> . . . . .	26
2.6.10	Untersuchungen in den Fließbrinnen . . . . .	26
2.6.11	Fütterung . . . . .	27
2.6.12	Versuchsende . . . . .	27
2.7	Akuter Toxizitätstest mit <i>G. fossarum</i> . . . . .	27
2.8	GamMod – Ein individuenbasiertes Reproduktionsmodell . . . . .	28
2.8.1	Modellzweck . . . . .	28
2.8.2	Modellart . . . . .	29
2.8.3	Modellkonzept . . . . .	31
2.8.4	Gültigkeitsbereich . . . . .	32
2.8.5	Ablauf einer Simulation . . . . .	33
2.8.6	Zustandsgrößen . . . . .	34
2.8.7	Modellkomponenten . . . . .	35
2.8.8	Steuergrößen für die Simulation . . . . .	39
2.8.9	Erzeugung von Zufallsgrößen . . . . .	39
2.8.10	Modellanalyse . . . . .	39
<b>3</b>	<b>Ergebnisse und Diskussion</b>	<b>43</b>
3.1	Akuter Toxizitätstest mit <i>G. fossarum</i> . . . . .	43
3.1.1	<i>Range-finder</i> Test . . . . .	43
3.1.2	Akuter Toxizitätstest . . . . .	44
3.2	Experiment mit dem Herbizid Terbutryn . . . . .	45
3.2.1	Konzentration von Terbutryn im Wasser . . . . .	45
3.2.2	Chemische und physikalische Parameter . . . . .	47
3.2.3	Verhalten der Gammariden zum Zeitpunkt der Applikation . . . . .	49

3.2.4	Populationen in den Expositionsgefäßen . . . . .	50
3.2.5	Populationen in den Fließbrinnen . . . . .	56
3.3	Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb . . . . .	58
3.3.1	Konzentration von Fenoxycarb im Wasser . . . . .	58
3.3.2	Chemische und physikalische Parameter . . . . .	59
3.3.3	Verhalten der Organismen zum Zeitpunkt der Applikation . . . . .	62
3.3.4	Populationen in den Expositionsgefäßen . . . . .	62
3.3.5	Populationen in den Fließbrinnen . . . . .	69
3.3.6	Gammariden in den <i>Multi Tube Traps</i> . . . . .	70
3.4	Modellanalyse und Simulationsergebnisse . . . . .	79
3.4.1	Vergleich der Modellsimulation mit den experimentellen Daten . . . . .	79
3.4.2	Sensitivitätsanalyse . . . . .	82
3.4.3	Beispiele zur Modellanwendung . . . . .	84
<b>4</b>	<b>Zusammenfassung</b>	<b>89</b>
	<b>Literatur</b>	<b>93</b>
<b>A</b>	<b>Anhang</b>	<b>105</b>



## Tabellen

2.1	Prozentuale Sedimentzusammensetzung in den Fließrinnen . . . . .	7
2.2	Zeitlicher Ablauf des Experiments mit Terbutryn . . . . .	20
2.3	Zeitlicher Ablauf des Experiments mit Fenoxycarb . . . . .	24
2.4	Standardparametersatz . . . . .	41
2.5	Parameterwerte für die Sensitivitätsanalyse . . . . .	42
3.1	<i>Range-finder</i> -Test mit Terbutryn – Anzahl der toten adulten und juvenilen Gammariden . . . . .	43
3.2	Akuter Toxizitätstest mit Terbutryn – Anzahl der toten adulten und juvenilen Gammariden . . . . .	44
3.3	Akuter Toxizitätstest mit Terbutryn – LC <sub>50</sub> -Werte für adulte und juvenile Gammariden . . . . .	45
3.4	Übersicht der Meßergebnisse der chemisch-physikalischen Variablen (Experiment Terbutryn) . . . . .	48
3.5	Anzahl der überlebenden adulten Gammariden in Expositionsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	50
3.6	Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion $S(t)$ an die Überlebensdaten aus Tabelle 3.5 (Experiment Terbutryn) . . . . .	52
3.7	Anzahl der Präkopula-Stadien in den Expositionsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	55
3.8	Anzahl der adulten Gammariden, Anzahl der juvenilen Nachkommen, Gesamtpopulation und Populationsänderungsrate in den Fließrinnen (Experiment Terbutryn) . . . . .	57
3.9	Konzentration von Fenoxycarb im Wasser . . . . .	59
3.10	Übersicht der Meßergebnisse der chemisch-physikalischen Variablen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	60
3.11	Überlebensdaten der adulten Gammariden in Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	63
3.12	Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion $S(t)$ an die Überlebensdaten aus Tabelle 3.11 (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	63
3.13	Anzahl der Präkopula-Stadien der P-Generation in den Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	66

3.14	Anzahl der adulten Gammariden, Anzahl der juvenilen Nachkommen, Gesamtpopulation und Populationsänderungsrate in den Fließbrinnen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	70
3.15	Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion $S(t)$ an die Überlebensdaten MTT aus Tabelle A.11 (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	71
3.16	Juvenile pro Weibchen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	72
3.17	Brutentwicklungszeit (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	74
3.18	Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion $S(t)$ an die Überlebensdaten der juvenilen Gammariden in den MTT (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	75
3.19	Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion $S(t)$ an die Überlebensdaten der juvenilen Gammariden in den MTT, Unterscheidung nach Bruten (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	77
3.20	Parametersätze zum Vergleich der Modellsimulation mit der experimentell ermittelten Populationsdynamik (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	80
A.1	Reproduktionsmodell GamMod – Eingangsparmeter Gammarid . . . . .	107
A.2	Reproduktionsmodell GamMod – Eingangsparmeter Habitat und Steuergrößen . . . . .	107
A.3	Akuter Toxizitätstest mit <i>G. fossarum</i> – Testbedingungen . . . . .	108
A.4	Akuter Toxizitätstest mit <i>G. fossarum</i> – Material und Geräte . . . . .	108
A.5	Range finder-Test mit <i>G. fossarum</i> – Meßwerte chemisch-physikalische Variablen . . . . .	109
A.6	Akuter Toxizitätstest mit <i>G. fossarum</i> – Meßwerte chemisch-physikalische Variablen am Testende . . . . .	109
A.7	Meßdaten Anzahl und Summe der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	110
A.8	Meßdaten Anzahl und Summe der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	110
A.9	Meßdaten Juvenile pro Weibchen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	111
A.10	Meßdaten Brutentwicklungszeit in den MTT (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	111
A.11	Meßdaten Anzahl der überlebenden adulten Gammariden in MTT (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	112
A.12	Meßdaten Wassertemperatur (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	113

## Abbildungen

2.1	Fortpflanzungszyklus von <i>G. fossarum</i> . . . . .	4
2.2	Technische Zeichnung Fließrinne . . . . .	6
2.3	Sedimentverteilung in den Fließbrinnen . . . . .	8
2.4	Lebensgemeinschaft in den Fließbrinnen und Interaktionen . . . . .	11
2.5	Aufbau der Expositionsgefäße . . . . .	12
2.6	Aufbau eines <i>Multi Tube Trap</i> . . . . .	13
2.7	Strukturformel und ausgewählte Daten des Herbizids Terbutryn . . . . .	14
2.8	Strukturformel und ausgewählte Daten des Insektizids Fenoxycarb . . . . .	15
2.9	Anpassung der Überlebensfunktion $S(t)$ an experimentelle Daten . . . . .	17
2.10	Versuchsaufbau im Experiment mit Terbutryn . . . . .	19
2.11	Versuchsaufbau im Experiment mit Fenoxycarb . . . . .	23
2.12	Modellkonzept GamMod . . . . .	31
2.13	Vereinfachter Programmablaufplan eines Simulationslaufes . . . . .	34
3.1	Konzentration von Terbutryn im Wasser . . . . .	46
3.2	Überlebenskurven der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	51
3.3	Überlebenskurven und Überlebensfunktionen der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	52
3.4	Überlebenskurven der juvenilen Gammariden in den kleinen Expositi- onsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	54
3.5	Summenkurven der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (Experiment Terbutryn) . . . . .	57
3.6	Überlebenskurven der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	64
3.7	Überlebenskurven und zugehörige Überlebensfunktionen der adulten Gam- mariden in den Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	65
3.8	Summenkurven der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	67
3.9	Populationsdynamik in den Expositionsgefäßen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	68
3.10	Überlebenskurven und zugehörige Überlebensfunktionen der adulten Gam- mariden in den MTT (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	71
3.11	Juvenile pro Weibchen (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	73

3.12 Brutentwicklungszeit (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	75
3.13 Überlebenskurven der juvenilen Gammariden in den MTT (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	76
3.14 Überlebenskurven der juvenilen Gammariden in den MTT, Unterscheidung nach Bruten (Experiment Fenoxycarb) . . . . .	78
3.15 Vergleich der Modellsimulation und der experimentellen Daten der Populationsdynamik . . . . .	81
3.16 Sensitivitätsanalyse bezüglich $N_{pop}$ . . . . .	83
3.17 Modellszenario: Auswirkung der Veränderung des Weibchenanteils auf die Populationsdynamik . . . . .	85
3.18 Modellszenario: Auswirkung der Verringerung der Überlebenszeit (Median) der juvenilen Gammariden auf die Populationsdynamik . . . . .	86
3.19 Modellszenario: Auswirkung der Verringerung des Geschlechterverhältnisses und der Anzahl der Juvenilen pro Weibchen auf die Populationsdynamik . . . . .	87

# 1 Einleitung

Grundlage der ökotoxikologischen Risikobewertung von Umweltchemikalien sind in aller Regel *single species tests*. Diese Tests untersuchen Endpunkte auf der Ebene des Individuums. Eine Ausnahme sind die Standardtests mit Algen, wie zum Beispiel der Algenwachstumshemmtest (ISO 1989). In diesen Tests werden die Hemmung der Produktion oder die Wachstumsrate direkt bestimmt. Mitunter lassen sich auch aus Tests mit Individuen Endpunkte für die Population ableiten. Aus Daten des chronischen Tests mit *Daphnia magna* (OECD 1994) kann zum Beispiel die spezifische Populationswachstumsrate ermittelt werden (Ratte 1996). Das Schutzziel in der Ökotoxikologie ist die Population. Untersuchungen zur Wirkung von subletalen Konzentrationen einer Umweltchemikalie auf Populationsebene, zum Beispiel mit künstlichen Fließgewässersystemen (Mikrokosmen) können aussagekräftigere Beiträge zur ökotoxikologischen Bewertung einer Umweltchemikalie liefern. Außerdem können bei solchen Untersuchungen mögliche indirekte Effekte erfaßt werden.

Über die Reaktion von Fließgewässer-Biozönosen gegenüber Umweltchemikalien ist relativ wenig bekannt. Die überwiegende Zahl der Untersuchungen zur Abschätzung des Gefährdungspotentials von Umweltchemikalien wurde mit Testsystemen für Lebensgemeinschaften in stehenden Gewässern untersucht (EWOFFT 1992). Die Übertragbarkeit der Ergebnisse dieser Tests auf Fließgewässer-Lebensgemeinschaften ist meist nicht gegeben. Daher ist es notwendig Testsysteme zu etablieren, mit denen die Wirkung von Umweltchemikalien auf Fließgewässer-Lebensgemeinschaften untersucht werden kann. An der Technischen Universität Dresden (Institut für Hydrobiologie) stehen dafür künstliche Fließrinnensysteme zur Verfügung.

In zwei Mikrokosmosstudien wurden die Effekte eines Herbizids (Terbutryn) und eines Insektizids (Fenoxycarb) auf eine Fließgewässer-Lebensgemeinschaft untersucht. Die Besiedlung der Fließrinnensysteme unterscheidet sich von den meisten anderen experimentellen Ansätzen. Im Gegensatz zu einer komplexen Lebensgemeinschaft mit hoher Variabilität, werden in diesem System die Wirkungen von Chemikalien auf eine einfache Lebensgemeinschaft untersucht. Die Lebensgemeinschaft in den Fließrinnen bestand aus wenigen ausgewählten Arten. Für das Experiment mit dem Herbizid Terbutryn wurde eine Lebensgemeinschaft bestehend aus Aufwuchs, *Lumbriculus variegatus* (Oligochaeta), *Asellus aquaticus* (Isopoda) und dem Bachflohkrebs *Gammarus fossarum* (Amphipoda) eingesetzt. Für das Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb bestand die Lebensgemeinschaft aus Aufwuchs, *L. variegatus*, *G. fossarum* und *Rithrogena semicolorata* und *Ephemerella ignita* (Ephemeroptera). Untersucht wurden die Konzentrationen 0,6, 6, 60

und  $600 \mu\text{g l}^{-1}$  (Terbutryn) und 0,05, 0,5, 5 und  $50 \mu\text{g l}^{-1}$  (Fenoxycarb).

Gegenstand der vorliegenden Arbeit waren die Untersuchungen mit *G. fossarum*. Es wurden populationsrelevante Parameter wie Sterblichkeit, Anzahl der Präkopula-Stadien und juvenilen Nachkommen untersucht.

Ein weiterer Aspekt der Arbeit war die Entwicklung eines Reproduktionsmodells für *G. fossarum*. Ob und in welchem Umfang sich Effekte, die mit den Standardtests gemessen wurden, auf bestimmte ökotoxikologische Endpunkte der Population auswirken, kann nicht immer unmittelbar abgeleitet werden (Ausnahme sind die genannten Tests mit Algen und *D. magna*). Eine Möglichkeit wäre die aufwendige Durchführung von Populationsexperimenten mit einfachen oder komplexeren Modellökosystemen über eine lange Zeit. Eine andere Möglichkeit ist die Nutzung mathematischer Modelle zur Beschreibung der Populationsdynamik. Das vorliegende Modell GamMod soll die Populationsdynamik einer abgeschlossenen Population von *G. fossarum* in künstlichen Fließgewässersystemen abbilden. Es wird die Struktur und Dynamik des realen Systems (Populationsdynamik) unter Einbeziehung der Kenntnisse des Reproduktionszyklus (erklärendes Modell) modelliert. Modellszenarien sollen Aussagen über den Einfluß der Änderung einer Variablen bezüglich der Populationsdynamik liefern oder anders formuliert: Welche Konsequenz hat die Veränderung einer Variable (z. B. Sterblichkeit der Juvenilen, Nachkommen pro Weibchen oder Geschlechterverhältnis) für die Population?

## 2 Material und Methoden

### 2.1 *G. fossarum* als Versuchsorganismus

#### 2.1.1 Ökologische Bedeutung und Eignung für die Experimente

*G. fossarum* ist ein typischer Vertreter des Rhithrals und Metarhithrals (Meijering 1971; Schönborn 1992). In Fließgewässern Mitteleuropas sind *G. fossarum*, *G. roeseli* und *G. pulex* die drei häufigsten *Gammarus*-Arten (Pöckl 1993). In Gewässern, wo *Gammarus* auftritt, dominiert er meist innerhalb der Invertebratenfauna. Die Gattung besitzt häufig die höchste Biomassedominanz (Schönborn 1992). Unter günstigen Bedingungen können sehr hohe Populationsdichten von bis zu 10 000 Individuen pro m<sup>2</sup> erreicht werden (Pöckl 1993). Die Reproduktionsraten sind auch unter Laborbedingungen hoch (Borowsky 1991). Im Freiland sind Flohkrebse aufgrund ihrer hohen Vermehrungsrate eine der bedeutendsten Nahrungsquellen heimischer Fische (Pöckl 1993). Im Saprobien-system ist *G. pulex* (L.) *fossarum* (KOCH) als Indikatororganismus für oligosaprobe Gewässer eingeordnet (Kolkwitz und Marson 1908; zitiert nach IWV Berlin 1975). Das heißt, in Hinsicht auf die organische Belastung ist *G. fossarum* ein typischer Organismus für saubere Gewässer. *G. fossarum* ernährt sich von mineralischen Partikeln, Diatomeen, anderen Algen, toten Pflanzenstücken, Detritus (Dumont und Verneaux 1976; zitiert nach Schönborn 1992) und Aas (eigene Beobachtungen). Untersuchungen von Bick (1959) zeigen, daß *G. fossarum* wesentlich zur Zersetzung des Fallaubes beiträgt. Detritivore Fließgewässerorganismen, die sich von grobem organischem Material (Fallaub) ernähren, werden als *shredder* bezeichnet. Sie sorgen für die Zerkleinerung des Fallaubes und sind gleichzeitig Nahrung für räuberische Fische (Foeckler und Schrimppff 1985). Durch diese Stellung in der Nahrungskette sind sie ein wichtiges Bindeglied zwischen Primär- und Sekundärproduktion. *Gammarus* weist einen überlappenden, iteroparen Reproduktionszyklus auf, das heißt die Weibchen brüten mehrmals innerhalb der Reproduktionszeit. Es sind dadurch während der gesamten Reproduktionszeit Tiere verschiedener Altersklassen in der Population vorhanden, was sehr wichtig für ein kontinuierliches Biomonitoring der Populationsstruktur ist (Gerhardt 1996). Gegenüber toxischen Stoffen reagiert *G. fossarum* besonders empfindlich Pöckl (1993).

Aufgrund seiner Stellung im Nahrungsnetz, seiner hohen Biomasse, seiner Sensibilität gegenüber toxischen Stoffen, seiner weiten natürlichen Verbreitung und in Hinsicht auf seine lokale Verfügbarkeit im Lockwitzbach ist *G. fossarum* als Modellorganismus und Untersuchungsobjekt zu bevorzugen. *G. fossarum* kann ein Stellvertreter der Invertebra-

tenfauna eines Fließgewässers sein, ähnlich wie auch *Daphnia pulex* seit langem in der Standgewässerforschung ein Modellorganismus ist.

### 2.1.2 Fortpflanzungszyklus

Im Freiland setzt sich der Fortpflanzungszyklus (Abb. 2.1) von *G. fossarum* aus der Fortpflanzungsperiode und Fortpflanzungspause zusammen. Die Fortpflanzungsperiode dauert von Dezember bis September, die Fortpflanzungspause etwa von Oktober bis November. Im Labor konnte bei konstanten Wassertemperaturen (4 bis 20 °C) keine Fortpflanzungspause beobachtet werden (Pöckl 1990). Die Jugendentwicklungszeit (Zeit vom Verlassen des Marsupiums bis zur Geschlechtsreife) ist abhängig von der Wassertemperatur. Sie beträgt bei 13 °C etwa 145 Tage (Pöckl 1990). Die Weibchen haben nach Abschluß der Jugendentwicklung ein Gewicht von etwa 5 mg und eine totale Körperlänge von etwa 6,5 mm. Die Männchen haben ein Gewicht von etwa 7 mg und eine totale Körperlänge von etwa 7,5 mm (Pöckl 1992). Vor der eigentlichen Kopulation nehmen ein Männchen und ein Weibchen die sogenannte „Reiterstellung“ oder Präkopula ein. Diese Brautbeachtung (*mate guarding*) durch das Männchen sichert diesem den Befruchtungserfolg, da die Eier des Weibchens nach der Abgabe in das Marsupium<sup>1</sup> nur bis zu 24 h befruchtungsfähig sind. Nach dieser Zeit werden die Oostegiten des Weibchens hart und sind für das männliche Geschlechtsorgan nicht mehr penetrierbar (Grafen und Ridley 1983). Das Präkopula-Stadium dauert 5 bis 7 Tage. Im Präkopula-Stadium erfolgt eine Häutung des Weibchens mit anschließender Oviposition (Eiablage in das Marsupium). Danach erfolgt die Befruchtung der Eier durch das Männchen. Die Tiere trennen sich anschließend (Schellenberg 1942). Die Brutentwicklungszeit setzt sich aus der Embryo-

<sup>1</sup>Marsupium wird der Brutraum an der Bauchseite des Weibchens genannt. Bei Gammariden wird das Marsupium aus 4 Paar beborsteten Oostegiten (Brutplatten) gebildet, die an den Epidermalplatten des 3. bis 6. Körpersegments jeder Seite ansetzen und durch den Borstenbesatz reusenartig verschlossen werden (Haempel 1908; Heinze 1932).

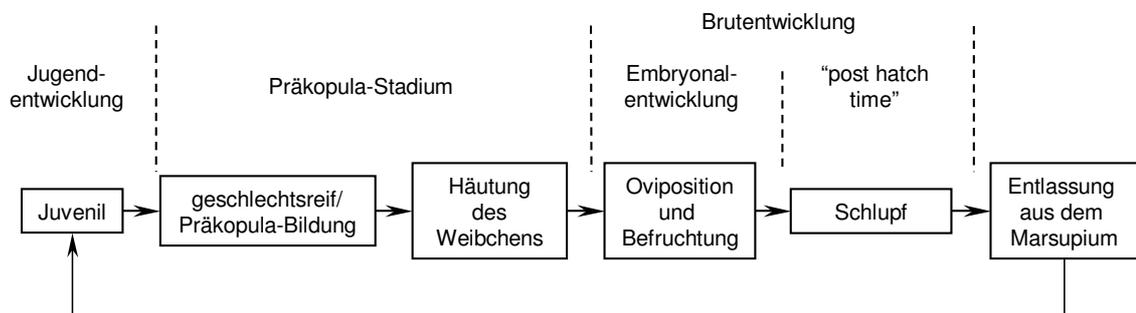


Abbildung 2.1: Fortpflanzungszyklus von *G. fossarum*

nalentwicklungsdauer und der *post hatch time* zusammen. Die Embryonalentwicklungsdauer ist die Zeitspanne von der Befruchtung der Eier bis zum Schlupf der Juvenilen. Die *post hatch time* entspricht der Zeit, die die juvenilen Gammariden nach dem Schlupf noch im Marsupium verbleiben (1 bis 2 Tage). Die Brutentwicklungszeit ist abhängig von der Wassertemperatur und beträgt bei 13 °C etwa 28 Tage (Pöckl und Humpesch 1990). Das Weibchen kann erneut ein Präkopula-Stadium eingehen, auch wenn es noch Juvenile im Marsupium trägt. Der Zyklus: Schlupf - Entlassung der Juvenilen aus dem Marsupium - Häutung des Weibchens - Oviposition und Befruchtung - Brutentwicklung - Schlupf wiederholt sich 3 bis 5 mal, das heißt, ein Weibchen kann innerhalb einer Fortpflanzungsperiode 3 bis 5 Präkopula-Stadien eingehen und demzufolge 3 bis 5 Bruten entlassen (Pöckl 1992).

### 2.1.3 Herkunft der Versuchstiere

Die Tiere für die Versuche in den Fließrinnen stammen aus Freilandfängen aus dem Lockwitzbach (bei Dresden). Der Lockwitzbach ist ein sommer-kaltes und aufgrund der geologischen Eigenschaften des Einzugsgebietes ein silikathaltiges (SiO<sub>2</sub>) Fließgewässer. Der Lockwitzbach ist in die Gewässergüteklasse II ( $\beta$ -mesosaprob) eingestuft (LUG Dresden 1994; STUFA Radebeul 2000). Die Tiere wurden mit einem handelsüblichen Küchensieb gefangen und in einem mit Bachwasser gefüllten Kunststoffeimer (5 l) in das Labor transportiert.

### 2.1.4 Hälterung

Die Gammariden wurden im Labor in einem Wasserbecken (Leitungswasser, 15 °C) gehältert. Das Hälterungswasser wurde durch einen Außenfilter (Fa. Fluval) gereinigt. Zusätzlich sorgte eine Umwälzpumpe (Fa. Eheim) für eine Wasserströmung und eine Membranpumpe (Fa. Rena) für die Belüftung. Die Gammariden wurden mit Blättern der Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) gefüttert. Eine detaillierte Beschreibung zur Hälterung ist in Schmidt (1997) zu finden.

### 2.1.5 Bestimmung der Art und des Geschlechts

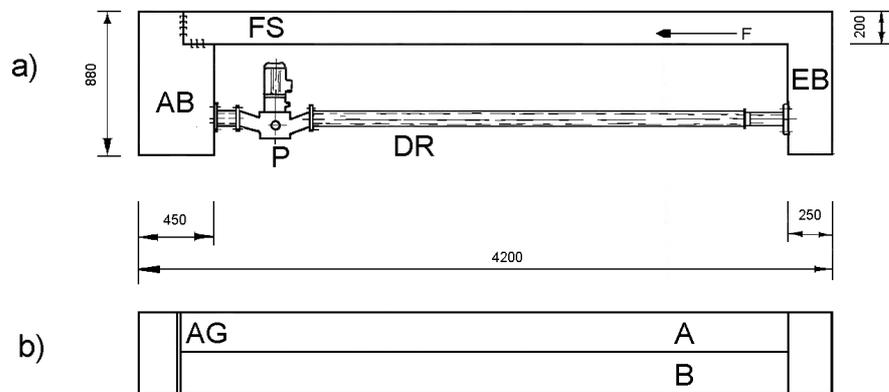
Die Artbestimmung erfolgte nach der in Goedmakers (1972) beschriebenen Methode (Uropodenlänge). Das Geschlecht wurde nach den in Schellenberg (1942) beschriebenen Merkmalen bestimmt (Antennenbeborstung des 2. Antennenpaares, Gestalt des 1. Gnathopodenpaares, Oostegiten beim Weibchen).

## 2.2 Fließrinnen

Für die Experimente wurden 5 Fließrinnen in einem Gewächshaus verwendet.

### 2.2.1 Technische Beschreibung

Die Fließrinnen (Abbildung 2.2) sind aus Edelstahl gefertigt. Jede Fließstrecke hat eine Länge von 3700 mm, eine Breite von 500 mm und eine Höhe von 200 mm. Die Fließrinne kann durch einen Einsatz in zwei Fließstrecken mit je 250 mm Breite geteilt werden. Der Ausstrombehälter ist durch ein Rohr ( $d = 100$  mm) mit dem Einstrombehälter verbunden. Durch eine Pumpe (Fördermenge  $10 \text{ l s}^{-1}$ ) wird das Wasser aus dem Ausstrombehälter in den Einstrombehälter gepumpt. Durch den Anstieg des Wasserstandes im Einstrombehälter „fällt“ das Wasser über die Fließstrecke zurück in den Ausstrombehälter. Die Fließstrecke ist durch eine Gaze ( $250 \mu\text{m}$ ) vom Ausstrombehälter getrennt, so daß Organismen  $> 250 \mu\text{m}$  nicht in den Pumpenbereich gelangen können. Die Fördermenge der Pumpen und damit die Fließgeschwindigkeit (maximal  $0,5 \text{ m s}^{-1}$ ), wird durch Frequenzzumrichter eingestellt. Die Kühlung erfolgt mit einer Kühleinrichtung (Wassertemperatur  $(15 \pm 1)^\circ\text{C}$ , Umgebungstemperatur  $> 15^\circ\text{C}$ , Fa. Scholl & Morgenstern). Weitere Informationen zur Technik sind in Jungmann *et al.* (2001c) dargestellt.



**Abbildung 2.2:** Technische Zeichnung Fließrinne: a) Seitenansicht: Pumpe (P), Ausstrombehälter (AB), Einstrombehälter (EB), doppelwandiges Rohr (DR), Fließstrecke (FS), b) Aufsicht: Fließstrecken (A und B) der Fließrinne, Absperrgitter (AG) zur Trennung der Fließstrecke vom Ausstrombehälter

### 2.2.2 Sedimentzusammensetzung

Das Sediment (Kieswerk Ottendorf-Okrilla GmbH & Co. KG) wurde vor Einbringung in die Fließrinnen (Schichtdicke etwa 2 cm) mit Leitungswasser gewaschen. Es wurde Sediment der Größenklassen 2 bis 8 mm, 8 bis 16 mm und 16 bis 32 mm verwendet. In Tabelle 2.1 ist die prozentuale Sedimentzusammensetzung für die Experimente mit dem Herbizid Terbutryn und dem Insektizid Fenoxycarb dargestellt. Die Verteilung der Sedimentgemische erfolgte in bestimmten Abschnitten der Fließrinnen unterschiedlich (s. Abbildung 2.3). In den mittleren Zonen (A) der Fließrinnen war ein Sedimentgemisch aller Größenklassen verteilt. In den Randbereichen (Zone B) wurde Sediment der Größenklasse 8 bis 16 mm verwendet.

### 2.2.3 Fließgeschwindigkeit, Wassermengen und Wassertemperatur

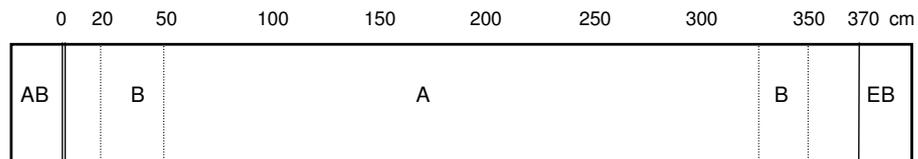
Die Fließrinnen wurden mit Leitungswasser gefüllt. Ein Wasserstand von etwa 10 cm über dem Sediment einer Fließstrecke entspricht einer Gesamtwassermenge von etwa 500 l pro Fließrinne. Exakte Angaben der Gesamtwassermengen sind unter 2.5.6 und 2.6.6 zu finden. Die Messung der Wassermenge erfolgte mit einer Wasseruhr. Zur Dechlorierung des Wassers wurden die Pumpen für 24 h auf  $590 \text{ U min}^{-1}$  eingestellt. Diese Einstellung erzeugt eine Fließgeschwindigkeit von etwa  $0,2 \text{ m s}^{-1}$  (gemessen 2 cm unter der Wasseroberfläche). Bedingt durch den Versuchsaufbau (Abbildung 2.10 und 2.11) waren auch Zonen mit höherer ( $0,5 \text{ m s}^{-1}$ ) und geringerer ( $0,05 \text{ m s}^{-1}$ ) Fließgeschwindigkeit vorhanden. Die Solltemperatur des Wassers wurde auf  $(15 \pm 1)^\circ\text{C}$  eingestellt.

### 2.2.4 Lichtverhältnisse

Die natürliche Lichteinstrahlung in das Gewächshaus wurde durch eine Beschattungsanlage reduziert. Die Beschattung simuliert Lichtverhältnisse, ähnlich wie an Bächen mit Uferbewuchs (Sträucher und Bäume). Lichtverhältnisse wie im Spätherbst, Winter oder

**Tabelle 2.1:** Sedimentzusammensetzung in den Fließrinnen (Korngrößenanteile in %) bei den Experimenten mit dem Herbizid Terbutryn und dem Insektizid Fenoxycarb

Korngrößen in mm	Experiment	
	Herbizid	Insektizid
2 bis 8	75	46
8 bis 16	25	31
16 bis 32	–	23



**Abbildung 2.3:** Sedimentverteilung in den Fließrinnen – AB: Ausstrombehälter, EB: Einstrombehälter, Bereich 50 bis 325 cm (A): Sediment der Größenklassen 2 bis 8 mm, 8 bis 16 mm und 16 bis 32 mm, Bereich 20 bis 50 cm und 325 bis 350 cm (B): Sediment der Größenklasse 8 bis 16 mm, Bereich 0 bis 20 cm und 350 bis 370 cm: Abschnitte ohne Sediment

Frühlingsanfang im Freiland (kein Blattbewuchs an den Bäumen), können durch Entfernen der Beschattung simuliert werden.

### 2.2.5 Nahrungsversorgung der Organismen

In Fließgewässern gibt es zwei Möglichkeiten des Eintrags organischer Substanzen als Nahrungsgrundlage für Konsumenten. Der allochthone Eintrag ist das organische Material aus dem Einzugsgebiet (z. B. Fallaub). Der autochthone Eintrag wird im Gewässer selbst gebildet. 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), epiphytische (auf Pflanzen) und epipelische (auf Sediment) Algengemeinschaften. Der sich bildende Biofilm besteht aus autotrophen und mit zunehmender Dicke des Bewuchses auch aus heterotrophen Organismen. Die Algengemeinschaft wird gemäß der Definition von [Aloi \(1990\)](#) im weiteren als Periphyton bezeichnet und der gesamte Bewuchs als Aufwuchs.

#### 2.2.5.1 Blattmaterial

Als allochthone Futterquelle dienten Blätter der Schwarzerle (*A. glutinosa*). Die Blätter wurden am Lockwitzbach (bei Dresden) gesammelt, anschließend im Labor bei Raumtemperatur an der Luft getrocknet und bis zum weiteren Gebrauch trocken und dunkel bei Raumtemperatur gelagert. 3 bis 4 Wochen vor Versuchsbeginn wurden die getrockneten Blätter 12 h in frischem Leitungswasser eingeweicht. Anschließend wurden aus den eingeweichten Blättern Blattscheiben ( $d = 30$  mm) ausgestanzt. Die Blätter selbst enthalten nur wenig Nährstoffe. Nährstoffquelle für die Organismen ist der mikrobielle Aufwuchs (Hyphomyceten) auf den sich zersetzenden Blattscheiben ([Bärlocher 1982](#); [Willoughby und Sutcliffe 1976](#)). Deshalb wurden die Blattscheiben vor ihrer Verwendung etwa 2 bis 3 Wochen im Hälterungswasser inkubiert, damit sich mikrobieller Aufwuchs bilden konnte. Wenn die Blattscheiben während der Versuche zu etwa 80 % verbraucht oder zersetzt

waren, wurden diese durch neue, zuvor inkubierte Blattscheiben aus dem Hälterungsbecken ersetzt. Es können folgende Verfahren der Futtergabe unterschieden werden:

- Fütterung der Organismen mit konditioniertem und nicht durch Substanz<sup>2</sup> belastetem Futter. Vorteil: Die Tiere erhalten über den gesamten Zeitraum des Versuchs Futter mit relativ gleichbleibender Qualität. Nachteil: Lipophile Substanzen adsorbieren gut an organisches Material (Blattscheiben). Da das Futter extern konditioniert wurde, ist es nicht mit der Substanz belastet. Die Aufnahme und Anreicherung der Substanz im Organismus der Versuchstiere durch gefressenes Blattmaterial (Biomagnifikation, [Jensen 1966](#); [Loskill und Nagel 1991](#); [Woodwell et al. 1967](#)) ist deshalb unwahrscheinlich.
- Das Futter wird getrennt von den Organismen in ausreichender Menge auf Vorrat im System Fließrinne konditioniert. Nach Applikation der Substanz wird das Futter belastet. Vorteil: Die Möglichkeit zur Anreicherung der Substanz in den Organismen durch Biomagnifikation ist gegeben und kann im Versuch berücksichtigt werden. Nachteil: Durch das lange Lagern des gesamten Futters in der Fließrinne gewinnt die mit steigender Versuchszeit stärker werdende mikrobielle Aktivität an Bedeutung. Im Verlauf des Versuchs würde sich das Blattmaterial stark zersetzen. Die gleichbleibende Qualität des Futters bis zum Versuchsende könnte nicht mehr gewährleistet werden oder wäre gegen Ende des Versuches so schlecht, daß Futterlimitation und -qualität einen Einfluß auf die Organismen haben könnten.

Effekte auf die Organismen, hervorgerufen durch qualitativ schlechter werdende Nahrung gegen Versuchsende, sollten ausgeschlossen werden. Deshalb wurde in diesen Experimenten die Fütterung nach dem erst genannten Verfahren (Fütterung mit konditionierten, nicht mit Substanz belasteten Blattscheiben) angewendet.

### 2.2.5.2 Periphyton und Aufwuchs

Als autochthone Futterquelle diente Aufwuchs aus dem Lockwitzbach (bei Dresden). Mit diesem Aufwuchs wurden die Fließbrinnen beimpft ([Licht, im Druck](#)).

Die autotrophe Produktion bildet neben dem allochthonen Eintrag eine nicht zu vernachlässigende Grundlage für das Nahrungsnetz in Fließgewässern. 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 1982](#); zitiert nach [Hill und Webster 1982](#)). Quantitativ ist der Anteil des Aufwuchses im Vergleich zum allochthonen Eintrag gering, jedoch stellt der Aufwuchs ein qualitativ hochwertiges Futter für Grazer dar. Im Unterschied zum eingetragenen Laub ist das

---

<sup>2</sup>Mit dem Begriff Substanz ist die jeweils verwendete Prüfsubstanz für die Fließbrinnenexperimente gemeint

Periphyton reich an Lipiden und Proteinen (Cummins und Wuycheck 1971, Naiman und Sedell 1979; zitiert nach [Hornick et al. 1982](#))

### 2.2.5.3 Fäces

Juvenile Gammariden bevorzugen feines partikuläres organisches Material (FPOM), wie zum Beispiel Fäces der adulten Gammariden, als Nahrung ([Pieper 1978](#)). Während der Versuche wurden die juvenilen Gammariden in den kleinen Expositionsgefäßen (s. [2.2.9](#)) und den *Multi Tube Traps* (s. [2.2.10](#)) mit Fäces der adulten Gammariden aus den großen Expositionsgefäßen *ad libitum* gefüttert.

### 2.2.6 Fraßkörbe

Für das Experiment wurden inkubierte Blattscheiben (s. [2.2.5.1](#)) in Fraßkörben (V2A, Maschenweite 5 mm, l = 110 mm, b = 100 mm, h = 20 mm) auf das Sediment der Fließrinnen gelegt. Die Fraßkörbe verhindern das Abdriften des Blattmaterials an die Absperrgitter der Fließrinnen.

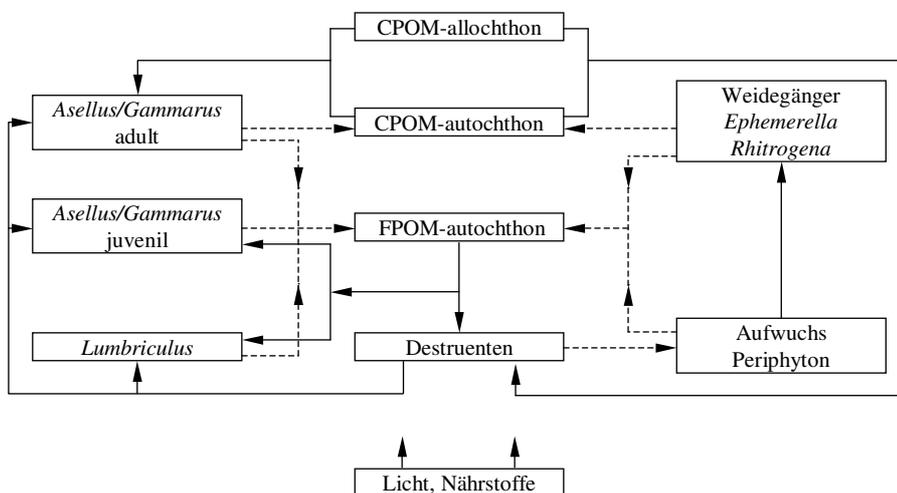
### 2.2.7 Lebensgemeinschaft in den Fließrinnen

Im Gegensatz zu einer komplexen Lebensgemeinschaft mit hoher Variabilität, wie sie sich beispielsweise durch das Einbringen von natürlichem Sediment einstellt, sollte in diesen Experimenten die Wirkung von Chemikalien auf eine einfache Lebensgemeinschaft untersucht werden. Bei der Auswahl der Organismen war ihre trophische Stellung in einer lotischen Lebensgemeinschaft, ihre Handhabbarkeit und die Verfügbarkeit der Organismen in den Bächen im Raum Dresden ein wichtiges Auswahlkriterium. Die Lebensgemeinschaft in den Fließrinnen bestand aus folgenden Organismen:

- Experiment mit dem Herbizid Terbutryn
  - Aufwuchs (autotrophes Periphyton und heterotropher Anteil)
  - *G. fossarum* (Amphipoda)
  - *L. variegatus* (Oligochaeta)
  - *A. aquaticus* (Isopoda)
- Experiment mit dem Herbizid Fenoxycarb
  - Aufwuchs (autotrophes Periphyton und heterotropher Anteil)
  - *G. fossarum* (Amphipoda)
  - *L. variegatus* (Oligochaeta)
  - *Rithrogena semicolorata* und *Ephemerella ignita* (Ephemeroptera)

Weiterhin sind in den Fließrinnen Mikroinvertebraten (Ciliaten und Rotatorien) vorhanden, die nicht detailliert untersucht wurden. Mit den Blattscheiben der Schwarzerle *A. glutinosa* wurde allochthones, grobes partikuläres organisches Material (CPOM) in die Fließrinnen eingebracht. Die Beziehungen innerhalb dieser einfachen Lebensgemeinschaft und die biotischen und abiotischen Faktoren im Lebensraum Fließrinne sind in Abbildung 2.4 dargestellt. Die durchgezogenen Linien stellen die Energieflüsse und die gestrichelten Linien die resultierenden Produkte der Organismen dar. Die Destruenten sind Pilze und Bakterien, wobei den Pilzen in Fließgewässern eine größere Bedeutung zukommt (Gessner und Chauvet 1994; Weyers und Suberkropp 1996). Feines partikuläres organisches Material (FPOM) und die darauf lebenden Pilze und Bakterien sind eine wichtige Nahrungsquelle für juvenile Gammariden, Asseln und *L. variegatus*. Somit ist dieses einfache Nahrungsnetz durch eine Vielzahl von Abhängigkeiten und Interaktionen gekennzeichnet (Jungmann *et al.* 2001a). Autochthones FPOM entsteht in den Fließrinnen durch folgende Prozesse:

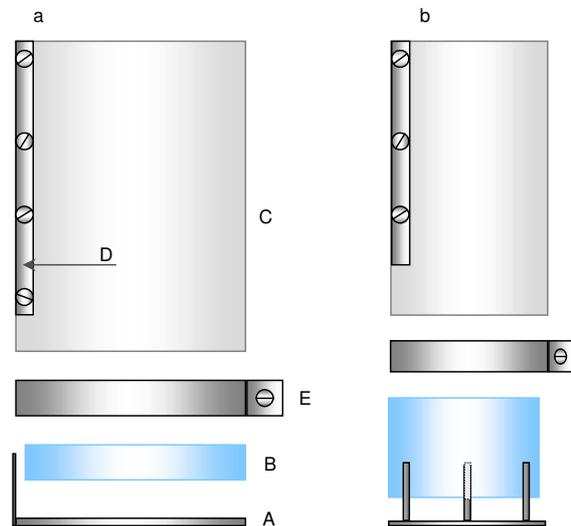
- Fraßaktivität adulter Gammariden und Asseln an CPOM (Blattscheiben *A. glutinosa*)
- Fäces der adulten Gammariden und Asseln
- abgelöster Aufwuchs (durch Scherkräfte des strömenden Wassers)



**Abbildung 2.4:** Interaktionen innerhalb der einfachen Lebensgemeinschaft in den Fließrinnen. Durchgezogene Linien: Energieflüsse, gestrichelte Linien: Produkte aus Aktivitäten der Organismen, Abbildung leicht verändert aus Jungmann *et al.* (2001a)

### 2.2.8 Große Expositionsgefäße

Da die Gammariden-Population in der Fließrinne während des Versuches nicht beobachtet werden kann<sup>3</sup>, wurden große Expositionsgefäße (s. Abbildung 2.5 a) verwendet, um eine definierte Gammariden-Population im Verlauf des Versuches beobachten zu können. Die großen Expositionsgefäße bieten vergleichbare Bedingungen wie die Fließrinne selbst. Sie können ohne erhebliche Veränderung des Habitats aus der Fließrinne entnommen und wieder eingesetzt werden. Aufbau eines großen Expositionsgefäßes: Bodenplatte mit Öse (A), V2A,  $d = 180$  mm,  $h = 5$  mm; Petrischale aus Glas (B),  $d = 180$  mm,  $h = 20$  mm; Gazeröhre (C), V2A,  $d = 180$  mm,  $h = 190$  mm, Maschenweite  $250 \mu\text{m}$ ; Die Gazeröhre wird durch ein Stahlband (D) und Stahlschrauben zusammengehalten. Die Gazeröhre wird auf die Petrischale gesetzt und mit einer Stahlschelle (E) fixiert. Diese Baueinheit wird mit der Öse der Bodenplatte verbunden.



**Abbildung 2.5:** Aufbau eines großen (a) und kleinen (b) Expositionsgefäßes; die Bezeichnung der Bauteile A bis E des großen Expositionsgefäßes gelten analog für das kleine Expositionsgefäß (Erklärung der Bauteile im Text)

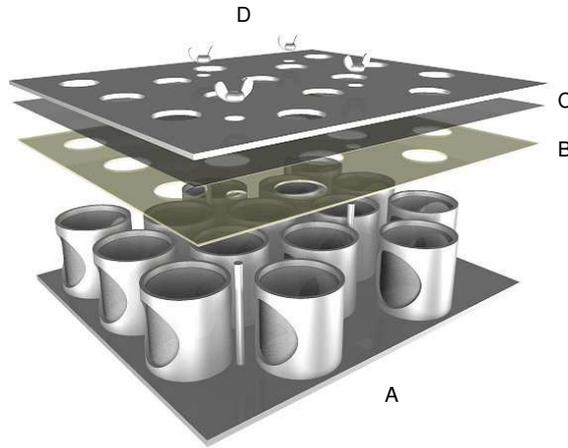
### 2.2.9 Kleine Expositionsgefäße

Die Abbildung 2.5 (b) zeigt den Aufbau eines kleinen Expositionsgefäßes. Die kleinen Expositionsgefäße dienten zur Beobachtung juveniler Gammariden, die im Verlauf des Experiments mit dem Herbizid Terbutryn (2.5) in den großen Expositionsgefäßen geboren wurden. Aufbau eines kleinen Expositionsgefäßes: Bodenplatte mit Stützstreben (A), V2A; Glasdose (B),  $d = 60$  mm,  $h = 50$  mm; Gazeröhre (C), V2A,  $d = 60$  mm,  $h = 190$  mm, Maschenweite  $250 \mu\text{m}$ ; Die Gazeröhre wird durch ein Stahlband (D) und Stahlschrauben zusammengehalten. Die Gazeröhre wird auf die Glasdose gesetzt und mit einer Stahlschelle (E) fixiert. Diese Baueinheit wird zwischen die Stützstreben der Bodenplatte gesetzt.

<sup>3</sup>Das Fließrinnehabitats sollte möglichst wenig durch direkte Probenahmen gestört werden

### 2.2.10 Multi Tube Trap

Die Abbildung 2.6 zeigt den Aufbau eines *Multi Tube Trap* (MTT). Die MTT dient zur Beobachtung einzelner adulter männlicher und weiblicher Gammariden und deren Nachkommen im Verlauf des Experiments mit dem Insektizid Fenoxycarb (2.6.9). Verschiedene biologische Parameter (Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen, Brutentwicklungszeit und Überlebenszeiten) können in den MTT individuell bestimmt werden. Ein MTT kann vollständig im Wasserkörper versenkt werden. Es kann ohne erhebliche Veränderung des Fließbrinnenhabitats entnommen und wieder eingesetzt werden. Aufbau eines MTT: Grundplatte (A) aus V2A,  $l = 210 \text{ mm}$ ,  $b = 180 \text{ mm}$ ,  $h = 3 \text{ mm}$  mit 15, versetzt angeordneten, Röhren (V2A,  $d = 40 \text{ mm}$ ,  $h = 40 \text{ mm}$ , Wandstärke 2 mm). Jede Röhre hat zwei gegenüberliegende Öffnungen ( $d = 30 \text{ mm}$ ), die mit Gaze verschlossen sind (V2A, Maschenweite  $250 \mu\text{m}$ ). Auf die Röhren wird eine Silikondichtung (B),  $l = 210 \text{ mm}$ ,  $b = 180 \text{ mm}$ ,  $h = 1 \text{ mm}$  mit Öffnungen ( $d = 22 \text{ mm}$ ) gelegt. Darüber liegt eine Gaze (C), V2A,  $l = 210 \text{ mm}$ ,  $b = 180 \text{ mm}$ , Maschenweite  $250 \mu\text{m}$ . Abschließend wird eine Platte (D), V2A,  $l = 210 \text{ mm}$ ,  $b = 180 \text{ mm}$ ,  $h = 2 \text{ mm}$  mit Öffnungen ( $d = 11 \text{ mm}$ ) mit der Grundplatte verschraubt.



**Abbildung 2.6:** Aufbau eines *Multi Tube Trap* – MTT (Erklärung der Bauteile A bis D im Text)

## 2.3 Prüfsubstanzen

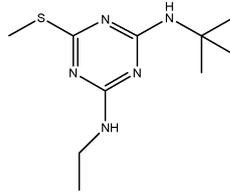
### 2.3.1 Terbutryn

#### 2.3.1.1 Strukturformel und ausgewählte Daten

Terbutryn (technisch, 96 %, Syngenta Crop Protection AG, Basel, Schweiz) gehört zur Klasse der symmetrischen s-Triazine. Die Abbildung 2.7 zeigt die Strukturformel und einige ausgewählte Daten.

#### 2.3.1.2 Wirkmechanismus

Triazine hemmen das Elektronentransportsystem im Photosystem II (Stiborova und Ksinska 1988). Sie besetzen die  $Q_B$ -Binde-Nische im  $D_1$ -Protein und verhindern dadurch



CAS-Nr.:	886-50-0
Chemische Bezeichnung:	N-(1,1-dimethylethyl)-N'-ethyl-6-(methylthio)-1,3,5-triazin-2,4-diamin
Summenformel:	C <sub>10</sub> H <sub>19</sub> N <sub>5</sub> S
Molmasse:	241,4 g mol <sup>-1</sup>
Wasserlöslichkeit:	22 mg l <sup>-1</sup> (22 °C)
log K <sub>OW</sub> :	3.65 (25 °C, nicht ionisiert)
Hydrolyse:	keine Hydrolyse bei pH 5, 7 und 9 (70 °C)
Beständigkeit:	stabil unter Normalbedingungen

**Abbildung 2.7:** Strukturformel und ausgewählte Daten des Herbizids Terbutryn (Tomlin 2000)

die Übertragung der Elektronen auf das Plastochinon (Trebst *et al.* 1991). Nach dieser Blockierung des photosynthetischen Elektronentransports kommt es zur Schädigung der Membranen durch die Bildung von angeregtem Singulett-Sauerstoff. Das Photosystem aller grünen Pflanzen und der Cyanobakterien ist gegenüber PS II-Herbiziden vergleichbar empfindlich, da die Bindekonstanten im D<sub>1</sub>-Protein identisch sind (Hock *et al.* 1995).

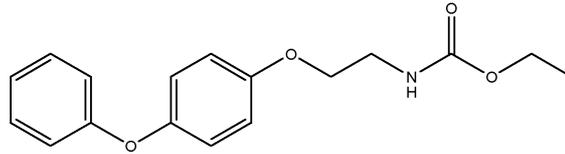
### 2.3.2 Fenoxycarb

#### 2.3.2.1 Strukturformel und ausgewählte Daten

Fenoxycarb (techn., Reinheit 98 %, Syngenta Crop Protection AG, Basel, Schweiz) gehört zur Klasse der Carbamate. Die Abbildung 2.8 zeigt die Strukturformel und einige ausgewählte Daten.

#### 2.3.2.2 Wirkmechanismus

Fenoxycarb ist ein Juvenilhormonanaloga, das den natürlichen Hormonspiegel der Juvenilhormone der Insekten beeinflusst und die Imaginalhäutung der Insekten verhindert (Dahadialla *et al.* 1998; Miyamoto *et al.* 1993; Slàma 1995). Die Häutung bei Insektenlarven wird durch einen kurzzeitig erhöhten Titer des Häutungshormons Ecdyson induziert. Der Titer des Juvenilhormons steuert in höheren Konzentrationen bei holometabolen Insektenlarven die Häutung während der Larvalentwicklung. Sinkt der Titer bis auf eine bestimmte Konzentration, dann wird die Puppen- oder Imaginalhäutung eingeleitet. Durch Fenoxycarb als Juvenilhormonanaloga wird eine hormonelle Situation in den Organismen eingestellt, welche lediglich Larvalhäutungen ermöglicht. Dadurch wird die



CAS-Nr.:	072490-01-8
Chemische Bezeichnung:	Ethyl-2-(4-phenoxyphenoxy)ethylcarbammat
Summenformel:	$C_{17}H_{19}NO_4$
Molmasse:	$301,3 \text{ g mol}^{-1}$
Wasserlöslichkeit:	$6 \text{ mg l}^{-1}$ (20 °C)
log $K_{OW}$ :	4,3
Hydrolyse:	keine Hydrolyse pH 3 bis 9 (50 °C)

**Abbildung 2.8:** Strukturformel und ausgewählte Daten des Insektizids Fenoxycarb (Tomlin 2000)

Imaginalhäutung verzögert und die Insektenlarven überaltern oder sterben (Blüm *et al.* 1981).

## 2.4 Methoden zur Datenauswertung

### 2.4.1 Berechnung von Effektkonzentrationen

Um Effekte von Chemikalien auf Organismen und Populationen abzuschätzen, werden bestimmte Kenngrößen angegeben. Zur Charakterisierung akuter toxischer (letaler) Effekte einer Substanz auf Organismen wird eine  $LC_{50}$  (*lethal concentration* – die Konzentration bei der im Test 50% der Organismen sterben) angegeben. In ähnlicher Weise können subletale Effekte einer Substanz mit der  $EC_{50}$  (*effect concentration* – die Konzentration bei der im Test 50% der Organismen einen Effekt zeigen) charakterisiert werden. In chronischen Tests können subletale Effekte, zum Beispiel auf die Reproduktion oder das Wachstum untersucht werden. Kenngrößen solcher chronischen Tests sind die  $NOEC$  (*no observed effect concentration* – Konzentration im Test die keinen signifikanten Effekt hervorruft), die  $LOEC$  (*lowest observed effect concentration* – Konzentration im Test die gerade noch einen signifikanten Effekt hervorruft; Williams 1971, 1972) und die  $EC_{10}$  (Konzentration die im Testsystem einen Effekt von 10% bezüglich eines Endpunktes hervorruft).

Zur Bestimmung der  $EC_x$  und  $LC_x$ <sup>4</sup> werden aus Datenreihen (Konzentrationen und gemessene Effekte) Konzentrations-Wirkungsbeziehungen durch Anpassung eines Regressionsmodells geschätzt (z. B. Probit oder Logit; EPA 1993; Litchfield und Wilcoxon 1949; Weber 1972). Für chronische Tests oder komplexe Testsysteme (Mikrokosmen)

<sup>4</sup>Bei  $EC_x$  und  $LC_x$  steht der Index  $x$  für 10 % bzw. 50 %

wird meist eine  $EC_{10}$  angegeben. Für die in den Fließbrinnenexperimenten untersuchten populationsrelevanten Endpunkte wird, wenn möglich, eine  $EC_{50}$  angegeben. Die Variabilität der Meßwerte ist relativ hoch und die  $EC_{50}$  ist der robustere Wert. Dabei ist zu berücksichtigen, daß aufgrund der wenigen Daten (keine Replikate) meist kein Vertrauensintervall berechnet werden konnte. Die Berechnung der  $EC_{50}$  erfolgte mit ToxRat Professional (ToxRat® Solutions GmbH 2002).

Bei der NOEC/LOEC-Berechnung werden mehrere Kontrollen mit mehreren Replikaten einer Konzentrationsstufe verglichen. Wird bei einer bestimmten Konzentration ein signifikanter Unterschied gefunden, dann wird diese Konzentration als LOEC und die nächste niedrigere Konzentration als NOEC bezeichnet. In den Fließbrinnenexperimenten standen pro Konzentration oder Kontrolle nur eine Wiederholung zur Verfügung (1 Fließrinne für die Kontrolle, 4 Fließrinnen für je eine Konzentrationsstufe). Mehrere Messungen oder Testansätze pro Fließrinne führen dabei nicht zur Erhöhung der Replikate, vielmehr handelt sich in diesem Fall um Pseudoreplikate (Hurlbert 1984). Die Anwendung eines statistischen Verfahrens zur Bestimmung einer NOEC/LOEC ist unter diesen Voraussetzungen nicht zulässig.

### 2.4.2 Überlebensanalyse

Die Zeit von einem definierten Anfangszeitpunkt (z. B. der Zeitpunkt Beginn des Experiments) bis zum Eintreten eines Zielereignisses (z. B. Tod) wird als Überlebenszeit  $T$  bezeichnet. Da auch bei theoretisch vollkommen gleichen Anfangsbedingungen die Überlebenszeiten einzelner Individuen biologische Unterschiede aufweisen, ist  $T$  eine Zufallsvariable mit einer bestimmten Verteilung (Wernecke 1995). Die Verteilung der Überlebenszeit von Individuen in biologischen Populationen mit Berücksichtigung des Alters läßt sich durch eine WEIBULL-Verteilung  $Wei(\alpha, \beta)$  mit zwei Parametern charakterisieren (nach Richter und Söndgerath 1990). Die Verteilungsfunktion ist:

$$F(t) = P(T < t) = \int_{-\infty}^t f(x)dx = \int_0^t f(x)dx = 1 - e^{-\beta t^\alpha} \quad (T \geq 0 \text{ stets}) \quad (2.1)$$

Die Verteilungsfunktion beschreibt die Wahrscheinlichkeit  $F(t) = P(T < t)$ , daß ein Individuum den Zeitpunkt  $t$  nicht mehr erlebt. In der Praxis interessiert meist die Wahrscheinlichkeit, daß die Überlebenszeit  $T$  einen gegebenen Wert  $t$  mindestens überschreitet (d. h. das Individuum lebt mindestens bis zum Zeitpunkt  $t$  oder länger). Die Überlebenswahrscheinlichkeit wird durch die Überlebensfunktion (Richter und Söndgerath 1990) beschrieben, die man durch Umformung aus Gl. 2.1 erhält:

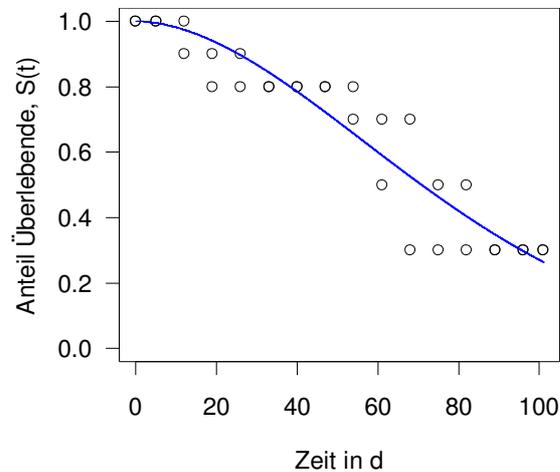
$$S(t) = P(T \geq t) = 1 - F(t) = e^{-\beta t^\alpha} \quad (2.2)$$

Aus der Überlebensfunktion läßt sich die Wahrscheinlichkeit für ein Individuum berechnen, den Zeitpunkt  $t$  zu überleben oder anders formuliert: der Anteil der Individuen dieser Population, deren Alter größer oder gleich  $t$  ist. Den Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Überlebenszeit, die von 50 % der Population erreicht oder überschritten wird) erhält man durch Auflösung von Gl. 2.2 nach  $t$  mit  $S(t) = 0,5$ :

$$\tilde{t} = \left( \frac{\ln(2)}{\beta} \right)^{\frac{1}{\alpha}} \quad (2.3)$$

Mit der Überlebensfunktion  $S(t)$  und dem Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  können experimentell ermittelte Überlebenskurven charakterisiert und einheitlich verglichen werden.

An einem Beispiel soll die Anwendung dieses Verfahrens erläutert werden. Die Tabelle 3.11 enthält Überlebensdaten adulter Gammariden aus dem Experiment mit dem Herbizid Fenoxycarb. Es sollen die Überlebensdaten beider Replikate (A und B) der Kontrolle analysiert werden. Die absolute Anzahl der Überlebenden Gammariden wird in relative Anteile umgerechnet, die Zeit auf  $t = 0$  normiert und die Überlebensfunktion (Gl. 2.2) mit einem nichtlinearen Regressionsverfahren (*nonlinear least-squares regression*) an die Daten angepaßt (Bates und Watts 1988; Ihaka und Gentleman 1996). Die Abbildung 2.9 zeigt die experimentellen Daten und die angepaßte Überlebensfunktion. Für die Funktionsparameter



**Abbildung 2.9:** Anpassung der Überlebensfunktion (Gl. 2.2),  $\alpha = 1,84$ ,  $\beta = 0,0002784$ ,  $r^2 = 0,894$ ,  $\tilde{t} \approx 70$ ; Daten aus dem Experiment mit dem Herbizid Fenoxycarb (Tabelle 3.11)

der WEIBULL-Verteilung<sup>5</sup> wurden die Werte  $\alpha = 1,84$  und  $\beta = 0,0002784$  berechnet. Die Größe  $r^2$  wird auch als Bestimmtheitsmaß  $B$  bezeichnet (Sachs 1992) und gibt Auskunft über die Güte der Anpassung. Wenn  $r^2 = 0,894$  ist, so bedeutet das, daß etwa 89 % der Varianz der Zielgröße (Anteil Überlebende) durch das Regressionsmodell erklärt wird. Mit der Überlebensfunktion  $S(t)$  kann die Wahrscheinlichkeit für ein Individuum berechnet werden, bis zu einem bestimmten Zeitpunkt  $t$  zu überleben. Setzt man  $t = 101$  (Dauer des Experiments mit dem Insektizid Fenoxycarb, vgl. Tabelle 2.3) in

<sup>5</sup>Die Parameter  $\alpha$  und  $\beta$  sind für  $F(t)$  (Gl. 2.1) und  $S(t)$  (Gl. 2.2) identisch

Gl. 2.2 ein, erhält man  $S(101) \approx 0,26$  oder als Anteil formuliert: 26 % der Population überleben bis zum Tag 101 (Versuchsende). Für den Median der Überlebenszeit (Gl. 2.3) erhält man  $\tilde{t} \approx 70$ , das bedeutet 50 % der Population überleben bis zum Tag 70.

### 2.4.3 Populationswachstum

Die Populationsänderungsrate  $r$  ist allgemein das Ergebnis von Wachstum und Verlust. Wenn Wachstum durch die Geburtenrate  $b$  und Verlust durch die Sterberate  $d$  beschrieben wird, dann ergibt sich für die momentane Populationsänderungsrate:

$$\frac{dN}{dt} = rN; \quad r = bN - dN \quad (2.4)$$

und somit

$$rN = (b - d)N \quad \text{oder} \quad r = b - d \quad (2.5)$$

und für die integrierte Funktion folgt:

$$N_t = N_0 e^{rt} \quad (2.6)$$

wobei  $N_0$  die Anzahl der Individuen bei Zeit Null ist,  $N_t$  die Anzahl zur Zeit  $t$  und  $e$  die Basis des natürlichen Logarithmus. Wird diese Gleichung nach  $r$  aufgelöst ergibt sich

$$r = \frac{\ln N_t - \ln N_0}{t} \quad (2.7)$$

Somit kann  $r$  aus zwei Messungen der Populationsgröße zu zwei verschiedenen Zeitpunkten berechnet werden. Dann kann  $N_0$  durch  $N_{t1}$ ,  $N_t$  durch  $N_{t2}$  und  $t$  durch  $t_2 - t_1$  ersetzt werden:

$$r = \frac{\ln N_{t2} - \ln N_{t1}}{t_2 - t_1} \quad (2.8)$$

Ausführlichere Darstellungen des Populationswachstums geben [Odum \(1983\)](#), [Begon \(1997\)](#) und [Gotelli \(1998\)](#).

## 2.5 Experiment mit dem Herbizid Terbutryn

In der Mikrokosmosstudie wurde der Einfluß von Terbutryn auf die Populationsdynamik von *G. fossarum* untersucht. Zur Erfassung der Sterblichkeit der juvenilen Nachkommen wurden Untersuchungen in kleinen Expositionsgefäßen durchgeführt. Die Fließbrinnen werden entsprechend der Nominalkonzentration als „K“ (Kontrolle), „0,6“, „6“, „60“ und „600“ bezeichnet. Die beiden Fließstrecken (FS) einer Fließrinne werden mit „A“ und „B“ bezeichnet.

### 2.5.1 Versuchsaufbau

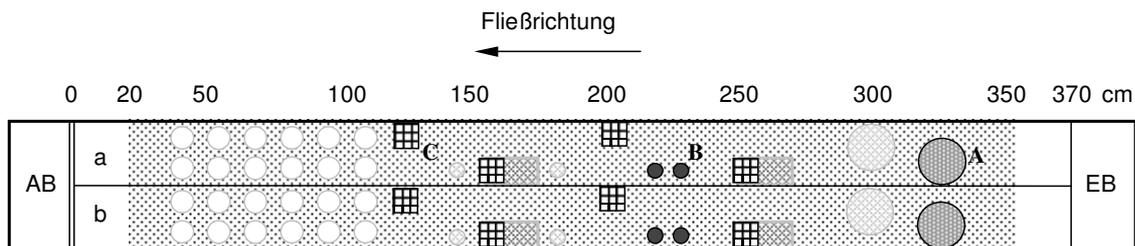
Der Versuchsaufbau ist in Abbildung 2.10 dargestellt. Die großen und kleinen Expositionsgefäße dienen zur Erfassung der populationsrelevanten Parameter von *G. fossarum* (s. 2.5.8). In den Fraßkörben befand sich das Futter (Blattscheiben von *A. glutinosa*) für die Gammariden und Asseln.

### 2.5.2 Zeitlicher Ablauf

In Tabelle 2.2 ist der zeitliche Ablauf des Experiments dargestellt. Der Tag 0 ( $t_0$ ) kennzeichnet die Applikation des Herbizids. Der Zeitraum vor der Applikation (Vorlaufzeit) ist mit negativen, der Zeitraum nach der Terbutrynapplikation (Expositionszeit) mit positiven Zeiten gekennzeichnet. Die Exposition dauerte insgesamt 77 Tage.

### 2.5.3 Applikation der Testsubstanz

Im Experiment wurde die Wirkung von 4 verschiedenen Konzentrationen (0,6, 6, 60 und 600 mg l<sup>-1</sup>) des Herbizids Terbutryn auf *G. fossarum* untersucht. Nach einer Vorlaufzeit von 19 Tagen, die zur Besiedlung des Substrates mit Aufwuchs und zur Akklimatisierung der eingesetzten Tiere diente (vgl. Tabelle 2.2), wurde Terbutryn einmalig am Tag 0 appliziert. Dazu wurden aus je vier Fließrinnen 20 l Wasser entnommen. Mit diesen 20 l Wasser wurden, durch Zugabe der entsprechenden Menge Terbutryn, Stammlösungen hergestellt. Diese Stammlösungen wurden in Schritten von 2 l innerhalb von 10 min in das Ausstrombecken der jeweiligen Fließrinne gegeben. Die fünfte Fließrinne diente als Kontrolle. Weitere Informationen sind Jungmann *et al.* (2001a) zu entnehmen.



**Abbildung 2.10:** Versuchsaufbau im Experiment mit Terbutryn, für die Untersuchungen mit *G. fossarum* verwendete Geräte sind dunkel dargestellt – AB: Ausstrombehälter, EB: Einstrombehälter, a und b: Fließstrecken A und B, A: großes Expositionsgefäß, B: kleines Expositionsgefäß, C: Fraßkörbe

**Tabelle 2.2:** Zeitlicher Ablauf des Experiments mit Terbutryn. Negative Zeiten entsprechen der Vorlaufzeit

Zeit in d	Beschreibung
-19	Füllen der Fließbrinnen mit Wasser
-18	Etablierung des Aufwuchses
-11	kleine Expositionsgefäße eingesetzt
-5	Besiedlung mit <i>L. variegatus</i>
-3	große Expositionsgefäße eingesetzt
-3	Besiedlung mit <i>G. fossarum</i> und <i>A. aquaticus</i> Einsatz der Blattscheiben ( <i>A. glutinosa</i> )
0	Applikation Terbutryn
77	Versuchsende

### 2.5.3.1 Herleitung der verwendeten Nominalkonzentrationen

Die Wirkstoffkonzentration von Terbutryn beim Einsatz auf Ackerflächen beträgt  $490 \text{ g l}^{-1}$  und die empfohlene Aufwandmenge beträgt  $3 \text{ l ha}^{-1}$ . Berechnet man aus diesen Werten die Wirkstoffmenge, die bei dieser Anwendungsart auf die Oberfläche der Fließrinne ( $1,85 \text{ m}^2$ ) gelangen würde, so entspricht das einer Menge von etwa  $271 \text{ mg}$ . Bei einem mittleren Wasservolumen von  $481,1 \text{ l}$  ergibt sich eine Konzentration von  $560 \mu\text{g l}^{-1}$ . Diese Kalkulation führte zu der höchsten getesteten Nominalkonzentration von  $600 \mu\text{g l}^{-1}$ . Die weiteren Nominalkonzentrationen wurden jeweils um den Faktor 10 geringer gewählt (Jungmann *et al.* 2001a).

### 2.5.4 Messung der Konzentration im Wasser

Die erste Messung (GC/MS) der Konzentration im Wasser wurde 1 h nach der Applikation durchgeführt. Die folgenden Analysen wurden am 3., 6. und 9. Tag und anschließend wöchentlich durchgeführt. Eine detaillierte Beschreibung der Meßmethode ist in Jungmann *et al.* (2001a) dargestellt.

### 2.5.5 Chemische und physikalische Parameter

Die Nährstoffkonzentrationen im Wasser (Nitrat, Nitrit, Ammonium, ortho-Phosphat, Gesamt-Phosphat und Silikat) wurden alle 7 Tage nach [NORM DIN 38405](#) und [NORM EN 26777](#) bestimmt. Die Konzentrationen für Phosphat und Silikat wurden auf  $0,05 \text{ mg l}^{-1}$  und  $2,7 \text{ mg l}^{-1}$  (Jungmann *et al.* 2001b) eingestellt, wenn die wöchentliche Messung niedrigere Konzentrationen ergab. Zur Nährstoffversorgung des Periphytons war eine regelmäßige Nachdosierung von Phosphat ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$ ) notwendig. Die Einstellung

der vorgegebenen Konzentrationen wurde durch Zugabe einer entsprechenden Menge Stammlösung erreicht (Jungmann *et al.* 2001a).

Die Meßgrößen Sauerstoffgehalt, -sättigung, pH, Temperatur und Leitfähigkeit sind jeden 3. Tag mit einem MultiLab P4 (Fa. WTW, Wehlheim) und entsprechenden Meßsonden (TriOximatic 300, Tetracon 96, pH-Elektrode E56, TFK 150; Fa. WTW, Wehlheim) bestimmt worden.

### 2.5.6 Wassermenge in den Fließrinnen

Der Wasserstand über dem Sediment in jeder Fließstrecke betrug 9 bis 11 cm<sup>6</sup>. Das Wasservolumen betrug in der Kontrolle 495 l, in der Fließrinne 0,6 473 l, in Fließrinne 6 469 l, in Fließrinne 60 490 l und in Fließrinne 600 480 l. Der Wasserstand wurde wöchentlich kontrolliert. Verdunstetes Wasser wurde durch Leitungswasser ersetzt (Jungmann *et al.* 2001a).

### 2.5.7 Zusammenstellung der Startpopulationen

Für die Zusammenstellung der Startpopulationen wurden adulte männliche und weibliche Gammariden aus der Hälterung benötigt. Dazu wurden Präkopula-Paare aus der Hälterung entnommen und die beiden Tiere vorsichtig mit einer Federstahlpinzette getrennt und kurzzeitig in separate Becken überführt. Aus beiden Becken wurden anschließend die Gammariden randomisiert entnommen und die Startpopulationen zusammengestellt und auf die Fließrinnen, Expositionsgefäße und MTT verteilt.

### 2.5.8 Untersuchungen in den Expositionsgefäßen

In jeweils ein großes Expositionsgefäß (Fließstreckenabschnitt 325 cm, vgl. Abbildung 2.10) jeder Fließstrecke wurden am Tag -3 je 10 adulte *G. fossarum* eingesetzt (Männchen und Weibchen im Verhältnis 1 : 1). Diese Tiere werden als Gammariden in den Expositionsgefäßen bezeichnet. Die Expositionsgefäße enthielten 140 g Sediment (Korngrößenklasse 8 bis 16 mm) und konditionierte Blattscheiben der Schwarzerle (*A. glutinosa*). Die zwei kleinen Expositionsgefäße pro Fließstrecke (Fließstreckenabschnitt 225 cm, vgl. Abbildung 2.10) dienten zur Beobachtung juveniler Gammariden, die einer Kohorte angehörten und im Verlauf des Experiments geboren worden waren. Die kleinen Expositionsgefäße enthielten 40 g Sediment (Korngrößenklasse 2 bis 8 mm). Die juvenilen Gammariden wurden mit Fäces der adulten Gammariden aus den großen Expositionsgefäßen gefüttert (Pieper 1978). Alle 7 Tage wurden die Anzahl der überlebenden adulten Gammariden und die Anzahl der Präkopula-Stadien in den Expositionsgefäßen erfaßt. Wenn juvenile Gammariden vorhanden waren, so wurden diese gezählt und in ein freies

---

<sup>6</sup>Sollwertbereich, Meßpunkt 100 cm vom Ausstrombecken entfernt

kleines Expositionsgefäß der jeweiligen Fließstrecke umgesetzt. Dieser Vorgang wurde bei jedem Auftreten von juvenilen Gammariden in den Expositionsgefäßen der adulten Gammariden wiederholt. Bei den juvenilen Gammariden (Kohorten) in den kleinen Expositionsgefäßen wurde die Anzahl der Überlebenden ebenfalls alle 7 Tage bestimmt. Wenn alle kleinen Expositionsgefäße besetzt waren und neue juvenile Gammariden in den großen Expositionsgefäßen vorhanden waren, dann mußte ein kleines Expositionsgefäß geräumt werden: die juvenilen Gammariden des kleinen Expositionsgefäßes wurden entnommen, gezählt und fixiert (Ethanol 75 %). Somit konnten nicht alle juvenilen Gammariden über den gesamten Versuchszeitraum beobachtet werden.

### 2.5.9 Untersuchungen in den Fließrinnen

In die Fließrinnen (außerhalb der Expositionsgefäße) wurden pro Fließstrecke 10 adulte *G. fossarum* im Präkopula-Stadium eingesetzt (Männchen und Weibchen im Verhältnis 1 : 1). Diese werden als Gammariden in der Fließrinne bezeichnet. Konditionierte Blattscheiben der Schwarzerle (*A. glutinosa*) in Fraßkörben dienten als Nahrungsquelle (vgl. 2.2.6). Die Entwicklung dieser Gammariden wurde während des Experiments nicht erfaßt.

### 2.5.10 Fütterung

Wenn die Blattscheiben in den Expositionsgefäßen, den MTT oder den Fließrinnen zu etwa 80 % verbraucht oder zersetzt waren, wurden diese durch neue konditionierte Blattscheiben ersetzt.

### 2.5.11 Versuchsende

Am Versuchsende wurden alle Gammariden aus den Expositionsgefäßen entnommen. Das Sediment der Fließrinnen wurde vollständig gesiebt und die darin gefundenen Gammariden ebenfalls entnommen. Anschließend wurden alle Gammariden gezählt, fixiert (Ethanol, 75 %) und deren Geschlecht bestimmt.

## 2.6 Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb

In der Mikrokosmosstudie wurde der Einfluß von Fenoxycarb auf die Populationsdynamik von *G. fossarum* untersucht. Zur Erfassung der populationsrelevanten Parameter Brutentwicklungszeit, Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen und zur gezielten Beobachtung einzelner Gammariden wurden Untersuchungen in *Multi Tube Traps (MTT)* durchgeführt. Die Fließrinnen werden entsprechend der Nominalkonzentration als „K“

(Kontrolle), „0,05“, „0,5“, „5“ und „50“ bezeichnet. Die beiden Fließstrecken (FS) einer Fließrinne werden mit „A“ und „B“ bezeichnet.

### 2.6.1 Versuchsaufbau

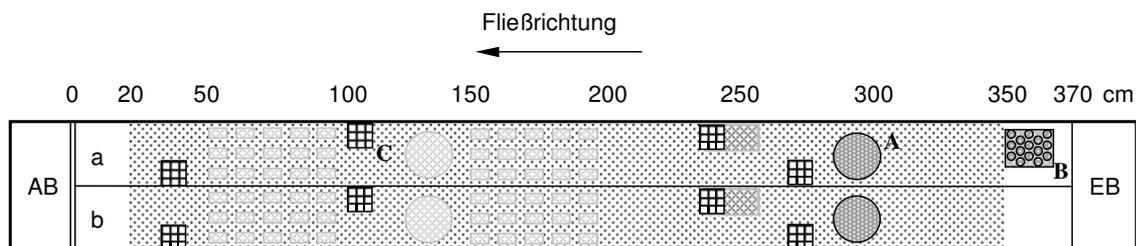
Der Versuchsaufbau ist in Abbildung 2.11 dargestellt. Die großen Expositionsgefäße dienen zur Erfassung der populationsrelevanten Parameter von *G. fossarum* (s. 2.6.8). In den MTT wurden die Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen, die Brutentwicklungszeit und die Überlebenszeiten bestimmt. In den Fraßkörben befand sich das Futter (Blattscheiben von *A. glutinosa*) für die Gammariden.

### 2.6.2 Zeitlicher Ablauf

In Tabelle 2.3 ist der zeitliche Ablauf des Experiments dargestellt. Der Tag 0 ( $t_0$ ) kennzeichnet die Applikation des Insektizids. Der Zeitraum vor der Applikation (Vorlaufzeit) ist mit negativen, der Zeitraum nach der Fenoxycarbapplikation (Expositionszeit) mit positiven Zeiten gekennzeichnet. Die Exposition dauerte insgesamt 101 Tage.

### 2.6.3 Applikation der Testsubstanz

Im Experiment wurde die Wirkung von 4 verschiedenen Konzentrationen (0,05, 0,5, 5 und  $50 \text{ mg l}^{-1}$ ) des Insektizids Fenoxycarb auf *G. fossarum* untersucht. Nach einer Vorlaufzeit von 23 Tagen, die zur Besiedlung des Substrates mit Aufwuchs und zur Akklimatisierung der eingesetzten Tiere diente (vgl. Tabelle 2.3), wurde Fenoxycarb einmalig am Tag 0 appliziert. Für die Stammlösungen wurde das Fenoxycarb zunächst in 1 ml Methanol gelöst und anschließend in einen Meßkolben (1000 ml) gegeben, der mit etwa 950 ml Wasser (NANOpure) gefüllt war. Anschließend wurde der Meßkolben bis zum Eichstrich mit Wasser (NANOpure) gefüllt. Für die höchste Konzentration war es nicht



**Abbildung 2.11:** Versuchsaufbau im Experiment mit Fenoxycarb, für die Untersuchungen mit *G. fossarum* verwendete Geräte sind dunkel dargestellt – AB: Ausstrombehälter, EB: Einstrombehälter, a und b: Fließstrecken A und B, A: großes Expositionsgefäß, B: *Multi Tube Trap* (MTT), C: Fraßkörbe

**Tabelle 2.3:** Zeitlicher Ablauf des Experiments mit Fenoxycarb. Negative Zeiten entsprechen der Vorlaufzeit

Zeit in d	Beschreibung
-23	Füllen der Fließrinnen mit Wasser
-21	Etablierung des Aufwuchses
-15	Einsatz der großen Expositionsgefäße
-8	Besiedlung mit <i>L. variegatus</i>
-2	Einsatz der Blattscheiben ( <i>A. glutinosa</i> )
-1	Besiedlung mit <i>G. fossarum</i>
0	Applikation Fenoxycarb
101	Versuchsende

möglich die entsprechende Menge Fenoxycarb in der Wassermenge der Stammlösung in Lösung zu bringen, deshalb wurde das Fenoxycarb zunächst in 10 ml Methanol gelöst und anschließend direkt in das Wasser dieser Fließrinne appliziert. Weitere Informationen sind in [Jungmann \*et al.\* \(2001d\)](#) enthalten.

### 2.6.3.1 Herleitung der verwendeten Nominalkonzentrationen

Fenoxycarb<sup>7</sup> wird mit einem Wirkstoffgehalt von 250 g kg<sup>-1</sup> angeboten. Die Anwendung ist in Kulturen von Pflaume, Weinrebe, Apfel und Kernobst gegen Wicklerarten zugelassen. Die Wirkstoffkonzentration von Fenoxycarb beim Einsatz in diesen Kulturen beträgt 100 bis 200 g ha<sup>-1</sup>. Berechnet man aus diesen Werten die Wirkstoffmenge, die bei einer unmittelbaren Anwendung auf die Oberfläche der Fließrinnen (1,85 m<sup>2</sup>) aufgetragen würde, so entspricht das einer Menge von etwa 37 mg. Bei einem mittlerem Wasservolumen von etwa 450 l ergibt sich daraus eine Konzentration von ungefähr 80 µg l<sup>-1</sup>. Diese Kalkulation führte zu der höchsten getesteten Nominalkonzentration von 50 µg l<sup>-1</sup>. Die weiteren Nominalkonzentrationen wurden jeweils um den Faktor 10 geringer gewählt. Im Experiment sollte keine *spray-off*- oder *run-off*-Situation simuliert werden. Es wurde ein Konzentrationsbereich gewählt, der sowohl hoch genug war, um deutliche Effekte zu erzielen als auch geringere Konzentrationen einschloß ([Jungmann \*et al.\* 2001d](#)).

### 2.6.4 Messung der Konzentration im Wasser

Die erste Messung (GC/MSD) der Konzentration im Wasser wurde 1 h nach der Applikation durchgeführt. Es folgte eine zweite Analyse am 5. Tag. Alle weiteren Analysen wurden wöchentlich durchgeführt. Eine detaillierte Beschreibung der Meßmethode ist in [Jungmann \*et al.\* \(2001d\)](#) dargestellt.

---

<sup>7</sup>Handelsname Insegar®

### 2.6.5 Chemische und physikalische Parameter

Die Nährstoffkonzentrationen im Wasser (Nitrat, Nitrit, Ammonium, ortho-Phosphat, und Silikat) wurden alle 7 Tage mit Schnelltests (NANOCOLOR<sup>®</sup>, MACHERY-NAGEL GmbH & Co. KG) bestimmt. Der DOC-Gehalt (Dissolved Organic Carbon) wurde nach [NORMEN 1484](#) (Verbrennungstechnik bei 86 °C mit Platin-Aluminiumoxid-Katalysator) alle 7 Tage bestimmt. In Abhängigkeit der Nährstoffsituation während des Experiments wurde durch Zugabe der entsprechenden Chemikalie eine Sollkonzentration bestimmter Nährstoffe eingestellt. So wurde regelmäßig Phosphat ( $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \times 5\text{H}_2\text{O}$ , Sollkonzentration  $50 \mu\text{g l}^{-1}$ ), Silikat ( $\text{Na}_2\text{SiO}_3 \times 5\text{H}_2\text{O}$ , Sollkonzentration  $2,7 \mu\text{g l}^{-1}$ ) und Nitrat ( $\text{NaNO}_3$ , Sollkonzentration  $> 1 \mu\text{g l}^{-1}$ ) zugegeben, damit eine ausreichende Nährstoffversorgung des Periphytons gewährleistet war ([Jungmann et al. 2001d](#)).

Die Meßgrößen Sauerstoffgehalt, -sättigung, pH, Temperatur und Leitfähigkeit sind jeden 3. Tag mit einem MultiLab P4 (Fa. WTW, Weilheim) und entsprechenden Meßsonden (TriOximatic 300, Tetracon 96, pH-Elektrode E56, TFK 150; Fa. WTW, Weilheim) bestimmt worden.

### 2.6.6 Wassermenge in den Fließrinnen

Der Wasserstand über dem Sediment in jeder Fließstrecke betrug 9 bis 10 cm. Das Wasservolumen betrug in der Kontrolle 467 l, in der Fließrinne 0,05 457 l, in Fließrinne 0,5 433 l, in Fließrinne 5 435 l und in Fließrinne 50 464 l. Der Wasserstand wurde wöchentlich kontrolliert. Verdunstetes Wasser wurde durch Leitungswasser ersetzt ([Jungmann et al. 2001d](#)).

### 2.6.7 Zusammenstellung der Startpopulationen

Für die Zusammenstellung der Startpopulationen wurden adulte männliche und weibliche Gammariden aus der Hälterung benötigt. Dazu wurden Präkopula-Paare aus der Hälterung entnommen und die beiden Tiere vorsichtig mit einer Federstahlpinzette getrennt und kurzzeitig in separate Becken überführt. Aus beiden Becken wurden anschließend die Gammariden randomisiert entnommen und die Startpopulationen zusammengestellt und auf die Fließrinnen, Expositionsgefäße und MTT verteilt.

### 2.6.8 Untersuchungen in den Expositionsgefäßen

In jeweils ein großes Expositionsgefäß (Fließstreckenabschnitt 300 cm, vgl. [Abbildung 2.11](#)) jeder Fließstrecke wurden am Tag -1 je 10 adulte *G. fossarum* eingesetzt (Männchen und Weibchen im Verhältnis 1 : 1). Diese Tiere werden als Gammariden in den Expositionsgefäßen bezeichnet. Die Expositionsgefäße enthielten 340 g Sediment (Korngrößenklasse 8 bis 16 mm und 16 bis 32 mm) und konditionierte Blattscheiben der Schwarzerle

(*A. glutinosa*). Alle 7 Tage wurden die Anzahl der überlebenden adulten Gammariden, der Präkopula-Stadien, der brütenden Weibchen und der Juvenilen in den Expositionsgefäßen bestimmt. Im Gegensatz zum Experiment mit dem Herbizid Terbutryn wurden die juvenilen Gammariden nicht aus dem großen Expositionsgefäß entfernt (vgl. 2.5.8)

### 2.6.9 Untersuchungen in den *Multi Tube Traps*

In die Röhren der MTT (Fließstreckenabschnitt 350 cm, vgl. Abbildung 2.11) wurden jeweils 1 Männchen und 1 Weibchen (insgesamt 15 Paare pro MTT) eingesetzt. Diese werden als Gammariden in MTT bezeichnet. Die Röhren der MTT enthielten kein Sediment, sondern 1 Kieselstein (Korngrößenklasse 18 bis 32 mm). In jede Röhre eines MTT wurde eine konditionierte Blattscheibe der Schwarzerle (*A. glutinosa*) als Futter eingebracht und bei Bedarf (s. 2.2.5.1) ersetzt.

#### 2.6.9.1 Abschätzung der Brutentwicklungszeit

Die Farbe des Eigeleges verändert sich bei *G. fossarum* während der Brutentwicklung (Sutcliffe 1992). Kurz nach der Eiablage in das Marsupium ist das Eigelege schwarz. Im Verlauf der Entwicklung der Embryos im Ei wird das Eigelege heller. Sind die Embryos aus den Eiern geschlüpft (Ende der Embryonalentwicklung), so verbleiben sie noch etwa 2 Tage im Marsupium des Weibchens (*post-hatch-time*). Die juvenilen Gammariden im Marsupium des Weibchens sind in diesem Stadium gut an der hell-orangen Färbung zu erkennen. Nach dem Entlassen der juvenilen Gammariden aus dem Marsupium ist das Marsupium des Weibchens leer und erscheint farblos. Die juvenilen Gammariden schwimmen jetzt frei im Wasser. Der Beginn der Embryonalentwicklung (Eiablage – schwarze Färbung) und das Ende der gesamten Brutentwicklung (Entlassen der Juvenilen – Marsupium farblos) sind mit bloßem Auge gut zu erkennen. Dieser Zeitraum wird als Brutentwicklungszeit bezeichnet (vgl. 2.1.2). Das Brutstadium der Weibchen wurde am 3., 5., 7., 10. und 13. Tag und anschließend alle 3 oder 4 Tage im Wechsel erfaßt.

#### 2.6.9.2 Überleben der Gammariden

Die Anzahl der überlebenden juvenilen und adulten Gammariden wurde am 3., 5., 7., 10. und 13. Tag und anschließend alle 3 oder 4 Tage im Wechsel erfaßt.

### 2.6.10 Untersuchungen in den Fließrinnen

In die Fließrinnen (außerhalb der Expositionsgefäße) wurden pro Fließstrecke 10 adulte *G. fossarum* eingesetzt (Männchen und Weibchen im Verhältnis 1 : 1). Diese werden als Gammariden in der Fließrinne bezeichnet. Konditionierte Blattscheiben der Schwarzerle

(*A. glutinosa*) in Fraßkörben dienten als Nahrungsquelle (vgl. 2.2.6). Die Entwicklung dieser Gammariden wurde während des Experiments nicht erfaßt.

### 2.6.11 Fütterung

Wenn die Blattscheiben in den Expositionsgefäßen, den MTT oder den Fließrinnen zu etwa 80 % verbraucht oder zersetzt waren, wurden diese durch neue konditionierte Blattscheiben ersetzt.

### 2.6.12 Versuchsende

Am Versuchsende wurden alle Gammariden aus den Expositionsgefäßen und den MTT entnommen. Das Sediment der Fließrinnen wurde vollständig gesiebt und die darin gefundenen Gammariden ebenfalls entnommen. Anschließend wurden alle Gammariden gezählt, fixiert (Ethanol, 75 %) und deren Geschlecht bestimmt.

## 2.7 Akuter Toxizitätstest mit *G. fossarum*

Zur Bestimmung der akuten Toxizität von Terbutryn gegenüber *G. fossarum* wurde ein Toxizitätstest über 96 h mit adulten und juvenilen Gammariden durchgeführt. Geprüft wurden die Nominalkonzentrationen 0,05, 0,3, 0,9, 2,7 und 8,1 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn. Medium für die Kontrolle und die Testlösungen war belüftetes und dechloriniertes Leitungswasser. Die adulten Tiere für den Toxizitätstest stammten aus Freilandfängen aus dem Lockwitzbach (bei Dresden). Die Tiere wurden fünf Tage vor Testbeginn zur Akklimatisierung im Labor gehalten (15 °C, natürlicher Lichtrhythmus) und mit Blättern der Schwarzerle (*A. glutinosa*) gefüttert. Die juvenilen Gammariden stammten aus der Haltung. Die Gammariden wurden 24 h vor Testbeginn nicht mehr gefüttert. Alle Tests wurden in einem Kühlbrutschrank (Fa. Binder) durchgeführt. Die chemisch-physikalischen Parameter Sauerstoffkonzentration, pH-Wert und Wassertemperatur der Testlösungen wurde zu Beginn und Ende des *range-finder*-Tests und zum Ende des akuten Toxizitätstests gemessen (MultiLab P4 mit entsprechenden Meßsonden TriOximatic 300, Tetracon 96, pH-Elektrode E56, TFK 150; Fa. WTW, Weilheim). In jeden Ansatz (Kontrolle und Testlösungen) wurden 10 adulte und 10 juvenile Tiere jeweils einzeln randomisiert in Versuchsgefäße (Schraubdeckelgläser, 15 ml), die mit jeweils 10 ml Testlösung oder belüftetem und dechloriniertem Leitungswasser (Kontrolle) gefüllt waren, exponiert. Während des Versuchs wurden die Tiere nicht gefüttert. Die Auswertung der Ansätze (Zählung der toten Organismen) erfolgte nach 48, 72 und 96 h. Ein *range-finder*-Test über 96 h zur Ermittlung eines geeigneten Konzentrationsbereichs wurde mit den Konzentrationen 1, 10 und 25 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn durchgeführt. Folgende toxikologische Endpunkte wurden zur Bewertung eines letalen Effekts erfaßt:

- Rücken- oder Seitenlage
- keine Reaktion beim Anstoßen
- kein Pleopodenschlag
- keine Respirationsbewegungen
- Verwesungserscheinungen

Eine begleitende Messung der Effektivkonzentration wurde nicht durchgeführt. Die  $LC_{50}$  (Probit-Regression, EPA 1993; Litchfield und Wilcoxon 1949; Weber 1972) bezieht sich deshalb auf die Nominalkonzentration.

### Herstellung der Stamm- und Testlösungen

25 mg Terbutryn (Syngenta Crop Protection AG, Basel, Schweiz) wurden in 1 l belüftetes und dechloriniertes Leitungswasser gegeben (Meßkolben, 1 l). Um den Lösungsvorgang zu unterstützen wurde der Meßkolben anschließend für 30 min in ein Ultraschallbad (Badtemperatur 30 °C) gestellt. Zur Herstellung der Testlösungen mit den festgelegten Konzentrationen (*range-finder*-Test und akuter Toxizitätstest) wurden entsprechende Volumina der Stammlösung mit 500 ml belüftetem und dechloriniertem Leitungswasser verdünnt.

## 2.8 GamMod – Ein individuenbasiertes Reproduktionsmodell

Zur Beschreibung der Populationsdynamik von *G. fossarum* wurde das Reproduktionsmodell GamMod entwickelt. Ausgehend von dem in Mählmann *et al.* (1999) und Jungmann *et al.* (2001b) beschriebenen Populationsmodell ist das vorliegende Modell, im Gegensatz zum populationsorientierten Ansatz des Vorgängermodells, individuenbasiert. GamMod<sup>8</sup> wurde in der Programmiersprache Java geschrieben. Grundlage des Modells ist der in Pöckl (1990); Schellenberg (1942); Schmidt (1997) und Jungmann *et al.* (2001b) beschriebene Reproduktionszyklus. Die Modellerstellung und Verifikation erfolgte anhand gemessener Daten der Kontrolle aus dem Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb.

### 2.8.1 Modellzweck

Das Modell GamMod soll die Populationsdynamik einer abgeschlossenen Population von *G. fossarum* in künstlichen Fließgewässersystemen abbilden. Es wird die Struktur

---

<sup>8</sup>Version 1.01

und Dynamik des realen Systems (Populationsdynamik) unter Einbeziehung der Kenntnisse des Reproduktionszyklus (erklärendes Modell) modelliert. Modellszenarien sollen Aussagen über den Einfluß der Änderung einzelner Variablen bezüglich der Populationsdynamik liefern oder anders formuliert: Welche Konsequenz hat die Veränderung einer einzelnen Variable (z. B. Sterblichkeit der Juvenilen, Nachkommen pro Weibchen oder Geschlechterverhältnis) für die Population?

### 2.8.2 Modellart

Es kann zwischen zwei Ansätzen bei der Modellierung oder Simulation von Systemen unterschieden werden: Systemverhalten nachahmen (statistische Modelle) und Systemstruktur nachbilden (strukturtreue Modelle). Statistische Modelle werden oft auch als beschreibende oder empirische Modelle bezeichnet. In diesem Fall wird das Originalsystem als *black-box* betrachtet, daß heißt die tatsächliche Wirkungsstruktur bleibt unberücksichtigt – das Systemverhalten wird lediglich nachgeahmt. Im Gegensatz dazu versuchen strukturtreue Modelle, auch analytische oder mechanistische Modelle genannt, das System durch Kenntnisse der Struktur abzubilden – das Originalsystem wird als durchsichtig verstanden (*glass-box*). Das System wird in Komponenten, Subsysteme und Kopplungen zerlegt und ein Modell des Systems, nicht des Verhaltens entwickelt. Das setzt voraus, daß die Wirkungsstruktur des Originalsystems im wesentlichen bekannt und verstanden sein muß. Eine Mischung beider Formen entsteht dann, wenn Wirkungsstruktur und Parameter des Originalsystems nur teilweise erfaßt werden können. In diesem Fall enthalten strukturtreue Modelle oft statistische Modelle für nicht weitergehend analysierte Teile des Originalsystems. Das Originalsystem wird als *grey-box* (halbdurchsichtig) verstanden (Bossel 1992; Petzoldt 2003).

GamMod ist ein individuenbasiertes und ereignisorientiertes Modell mit deterministischen und stochastischen Teilmodellen. Im wesentlichen wird die Wirkungsstruktur des Originalsystems (reale Populationsdynamik) simuliert. Nicht weiter erfaßte Teilprozesse (Jugendentwicklung) gehen als Regressionsmodell ein (statistisches Modell). GamMod ist damit eine Mischform aus beschreibendem und erklärendem Modell. Individuenbasierte Modelle leiten das Verhalten einer Population aus dem Verhalten der Individuen ab. Das Individuum ist Grundelement des Modells. Ein Individuum ist gekennzeichnet durch Eigenschaften wie zum Beispiel Alter, Stadium, Geschlecht, Eizahl, Lebensspanne. Diese Eigenschaften können durch Methoden manipuliert werden (Eiablage, Schlupf, Sterben). Die Begriffe „Eigenschaft“ und „Methode“ entstammen der Terminologie der objektorientierten Programmierung (OOP)<sup>9</sup>. Eigenschaften sind beschreibende Daten (Variablen) die durch Funktionen und Prozeduren (Methoden) geändert werden können. Der methodische Ansatz folgt im wesentlichen den in Ratte (1994) genannten Punkten:

---

<sup>9</sup>Die Anwendung der OOP ist zur Umsetzung individuenbasierter Modelle sehr gut geeignet und die gewünschte Struktur läßt sich damit sehr effektiv umsetzen (Maley und Caswell 1993)

- Quantifizierung individueller und populationsrelevanter Daten
- Erfassung der Populationsdynamik von Lebensgemeinschaften
- Entwicklung eines Modells zur Beschreibung und Deutung der Populationsdynamik

### **Vorteile der individuenbasierten Modellierung**

Die Vorteile der individuenbasierten Modellierung liegen in der großen Strukturähnlichkeit mit dem realen System. Stochastische Eigenschaften, wie zum Beispiel die natürliche Variabilität, lassen sich mit diesem Modellierungskonzept realitätsnah abbilden.

- Der individuenbasierte Ansatz ist eine realitätsnahe Möglichkeit der Modellierung biologischer Systeme. Ereignisse (Geburt, Tod, Geschlechtsreife, Schlupf) sind in der Modellstruktur mit dem Individuum gekoppelt und der realen Systemstruktur angenähert (Silvert 1993).
- Heterogenitäten der Population können durch Betrachtung auf Individuenebene in der Modellstruktur verankert werden (DeAngelis und Rose 1992).
- Neu erkannte oder bisher vernachlässigte Prozesse können relativ einfach durch die Einführung neuer Eigenschaften und Methoden dem Modell hinzugefügt werden.

### **Zeitsteuerung**

Die zeitliche Steuerung in Modellen kann diskret und kontinuierlich erfolgen. Bei kontinuierlichen Modellen wird der Zeittakt extern vorgegeben. Bei jedem Zeitschritt wird geprüft, ob Operationen und Methoden auszuführen sind. Solche Modelle werden meist mit Differentialgleichungen beschrieben. Dagegen wird bei ereignisorientierten Modellen die interne Simulationszeit nicht durch einen kontinuierlichen Zeitfluß vorgegeben, sondern die Systemzeit wird entsprechend der Zeit, bei der das nächste Ereignis stattfindet, aktualisiert. Ereignisorientierte Modelle sind sinnvoll, wenn kleine Populationen mit Individuen modelliert werden sollen und dabei jedes Individuum sowohl Zeiten mit Aktivitäten als auch Zeiten ohne Aktivitäten durchläuft. In der Systemmodellierung werden derartige Prozesse unter dem Begriff „Warteschlange“ oder ereignisorientierte Simulation (*event schedule approach*) zusammengefaßt (Schmid 1999; Werner 1994; Wolff 1995). Im Modell GamMod wurde dazu die JAVA-Klasse `TreeSet` (Eckel 2000; Flanagan 2000; Krüger 2002; Sun Microsystems 2000) genutzt. Diese Klasse stellt einen *Red-Black-Tree*<sup>10</sup> als Datenstruktur zur Verfügung. Mit dieser Datenstruktur können zum Beispiel solche Warteschlangen implementiert und effizient verwaltet werden.

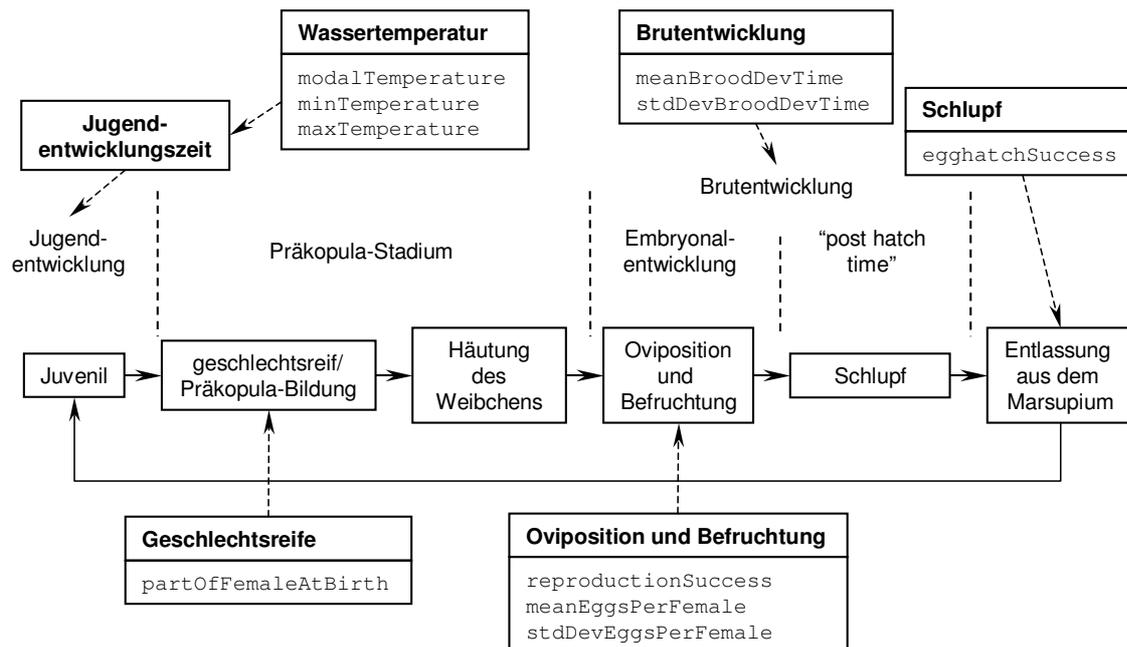
---

<sup>10</sup>Ein *Red-Black-Tree* ist eine balanzierte Baumstruktur, die durch eine imaginäre Rot-Schwarz-Färbung ihrer Knoten und eine spezielle Einfüge- und LösCHFunktion davor geschützt wird, im Extremfall zu einer linearen Liste zu entarten

### 2.8.3 Modellkonzept

Die Abbildung 2.12 zeigt den Reproduktionszyklus (vgl. 2.1.2) und an welcher Stelle die modellierten Prozesse (Geschlechtsreife, Oviposition, Befruchtung, Brutentwicklung und Schlupf) und Einflußgrößen (Wassertemperatur) eingebunden sind. In gesperrter Schrift sind die zugehörigen Eingangsparameter dargestellt<sup>11</sup>, auf die unter 2.8.7 näher eingegangen wird. Es ist zu erkennen, daß einige Prozesse des Reproduktionszyklus nicht im Modell berücksichtigt wurden (Präkopula-Stadium, Häutung des Weibchens, *post hatch time*, Schlupf). Diese Prozesse sind mehr oder weniger eng mit anderen Prozessen des Reproduktionszyklus verknüpft und wurden im Modell vernachlässigt oder umschrieben. Ein weiterer Grund für Vereinfachungen war die für das Experiment verwendete Populationsgröße. Es handelte sich dabei um eine kleine und zu Beginn alters-synchrone Startpopulation. Dichteabhängigkeiten des Populationswachstums, Nahrungs-limitation oder Raumkonkurrenz waren nicht zu erwarten und gingen in die vorliegende Modellversion nicht ein. Weiterhin ist es nicht sinnvoll das Modell gleich zu Beginn

<sup>11</sup>Eingangsparameter, welche die Anzahl der Individuen in der Startpopulation und die Überlebenszeiten steuern, sind in der Abbildung nicht dargestellt (Erläuterungen zu diesen Parametern unter 2.8.7).



**Abbildung 2.12:** Modellkonzept GamMod – dargestellt ist der Reproduktionszyklus (vgl. 2.1.2) und die Einbindung der modellierten Prozesse Geschlechtsreife, Oviposition, Befruchtung, Brutentwicklung und Schlupf und der Einflußgröße Wassertemperatur. In gesperrter Schrift sind die zugehörigen Eingangsparameter dargestellt (s. 2.8.7)

mit allen bekannten Kopplungen und Prozessen zu überlasten. Es besteht die Gefahr, daß sehr komplexe und teilweise in ihren internen Abhängigkeiten und Verknüpfungen schwer verständliche Modelle entstehen. Die Vereinfachungen und Annahmen können wie folgt zusammengefaßt werden:

- Das Präkopula-Stadium ist eine Voraussetzung zur Befruchtung und wird indirekt durch den Parameter `reproductionSuccess` beschrieben
- Die Häutung des Weibchens, die Oviposition und die Befruchtung der Eier folgen zeitlich eng nacheinander (Heinze 1932) und werden als ein Prozeß (Oviposition und Befruchtung) modelliert
- Der Schlupf der Juvenilen und die anschließende *post hatch time* sind Bestandteil der Brutentwicklungszeit
- Die Startpopulation bestand im Experiment ausschließlich aus adulten männlichen und weiblichen Gammariden – Festlegung: das gilt auch für die Modell-Startpopulation
- Reproduktionspausen (Pöckl 1990), somatisches Wachstum, dichteabhängiges Populationswachstum, Abhängigkeit der Eizahl von der Körpergröße der Weibchen und Nahrungslimitation bleiben unberücksichtigt
- Einziger Parameter, der die Anzahl der Männchen im Modell beeinflusst, ist die Sterblichkeit – das bedeutet, andere Prozesse im Modell sind nicht von der Anzahl der Männchen abhängig (z. B. der Befruchtungserfolg)
- Die Eingangsparameter zur Beschreibung des Reproduktionserfolges, des Schlupferfolges und des Geschlechterverhältnisses wurden mit Standardwerten vorbelegt, da zu diesen Parametern im Experiment keine Daten erhoben wurden (vgl. Tabelle 2.4 und Tabelle 3.20) :

```
reproductionSuccess = 1.0 oder 0.7  
egghatchSuccess = 1.0 oder 0.7  
partOfFemaleAtBirth = 0.5
```

### 2.8.4 Gültigkeitsbereich

Aus den definierten Vereinfachungen und dem genannten Modellzweck leitet sich der folgende Gültigkeitsbereich (Anwendungsbereich) für das Modell ab:

- GamMod ist ein Modell für abgeschlossene und kleine Gammaridenpopulationen

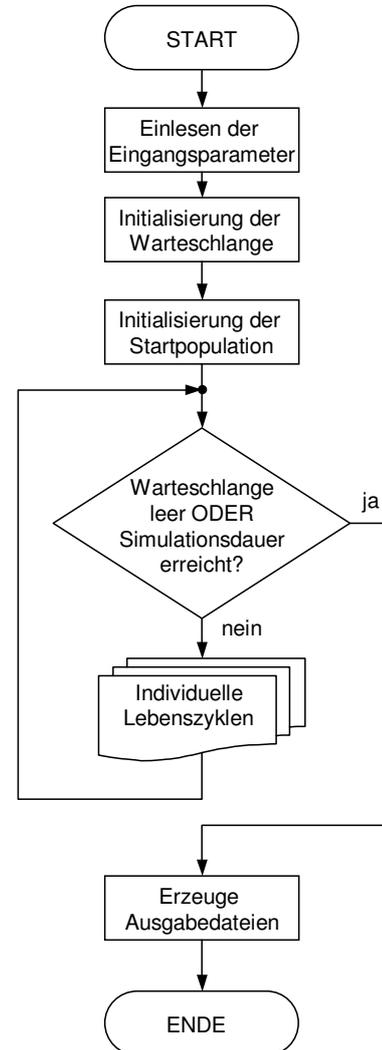
- Es ist auch anwendbar auf andere Arten, wenn der beschriebene Reproduktionszyklus (vgl. 2.1) vergleichbar ist (z. B. andere Amphipodenarten)
- GamMod ist ein Modell für Systeme ohne Futterlimitation
- Es muß ein System mit mehr oder weniger konstanter Wassertemperatur  $T_W$  vorliegen (durch die Beschreibung der  $T_W$  über ein Verteilungsmodell können zufällige Schwankungen abgebildet werden, Jahresgänge werden nicht wiedergegeben)

Grundsätzlich ist gegen ein „Spielen“ mit dem Modell nichts einzuwenden, weil gerade dadurch Abhängigkeiten zwischen den einzelnen Parametern sehr gut untersucht werden können. Jedoch müssen die anschließend auf Grundlage der Simulationsergebnisse getroffenen Aussagen und Schlußfolgerungen immer kritisch und unter Berücksichtigung der Randbedingungen, Vereinfachungen und mit Blick auf den festgelegten Modellzweck hinterfragt werden. Es ist sehr wichtig sich immer zu vergegenwärtigen, daß ein Modell immer an einen bestimmten Zweck gebunden ist. Meist ist bei Erweiterung der Fragestellung eine Anpassung, Umstrukturierung und Implementierung neuer Verknüpfungen und Parameter (neues Wissen) in das Modell erforderlich.

### 2.8.5 Ablauf einer Simulation

Die Abbildung 2.13 zeigt einen vereinfachten Programmablaufplan mit dem der Ablauf einer Simulation dargestellt wird. Ein Simulationslauf beginnt mit dem Einlesen und der Bereitstellung der Eingangsparameter. Anschließend wird die Warteschlange, die später die einzelnen Objekte (Gammariden) aufnehmen soll, initialisiert. Danach wird die Startpopulation erstellt. Den Individuen werden Eigenschaften zugewiesen (z. B. Überlebenszeit, Eizahl, Geschlecht) und anschließend werden sie in die Warteschlange einsortiert (nähere Erläuterungen dazu weiter unten). Jetzt beginnt die eigentliche Simulation der individuellen Lebenszyklen. Die Simulation der Lebenszyklen läuft, bis entweder alle Gammariden gestorben sind („Warteschlange ist leer“) oder die festgelegte Simulationsdauer erreicht ist. Anschließend werden die Ausgabedateien erzeugt (Zeitreihen der Zustandsgrößen und zusammengefaßte Zeitreihen wenn mehrere Simulationsläufe durchgeführt wurden).

Am Beispiel eines Modell-Gammariden soll die Arbeitsweise einer Warteschlange kurz erklärt werden: Das Objekt (Gammarid) besitzt Variablen, die Zeitpunkt und Art des letzten und kommenden Ereignisses beschreiben. Beispielsweise könnte das letzte Ereignis „Geburt am Tag 30“ und das nächste Ereignis „Werde adult in 146 Tagen“ sein. Es wird der Tag des nächsten Ereignisses ermittelt:  $30 + 146 = 176$ . Das Objekt (Gammarid) wird in die Warteschlange einsortiert, wobei der Sortierschlüssel die Variable „Zeitpunkt des nächsten Ereignisses“ (Tag 176) ist. Das heißt der Wert dieser Variable bestimmt den Platz, den das Objekt in der Warteschlange einnimmt. Auf diese Weise ist gewährleistet, daß an erster Position der Warteschlange immer das Objekt (Gammarid) ist, bei dem als nächstes ein Ereignis stattfindet. Während eines Simulationslaufes wird immer das erste Objekt (Gammarid) aus der Warteschlange entfernt, die interne Simulationszeit auf genau die Zeit gesetzt, die die zuständige Variable dieses Objekts (Gammarid) für das nächste (jetzt ist es das aktuelle) Ereignis hat. Anschließend wird das Ereignis am Objekt (Gammarid) durchgeführt (z. B. „Werde adult“: Variablenwerte für Stadium und Geschlecht ändern) und für dieses Objekt das nächste Ereignis berechnet (z. B. „Entlasse in 28 Tagen 22 Juvenile“). Zuletzt wird das Objekt (Gammarid) wieder in die Warteschlange einsortiert und das nächste Objekt (Gammarid) von der 1. Position der Warteschlange entnommen und analog verfahren.



**Abbildung 2.13:** Ein Simulationslauf dargestellt als vereinfachter Programmablaufplan

### 2.8.6 Zustandsgrößen

Zustandsgrößen eines Modells sind die Größen, deren Werte den momentanen Systemzustand vollständig beschreiben [Bossel \(1992\)](#). Zu modellierendes System ist die Populationsdynamik einer Gammaridenpopulation. Der momentane Zustand der Gammaridenpopulation ist durch die Anzahl der juvenilen ( $N_j$ ), adulten männlichen ( $N_m$ ) und adulten weiblichen ( $N_f$ ) Gammariden und als Summe dieser Einzelgrößen durch die Anzahl der Individuen in der Population  $N_{pop} = N_j + N_m + N_f$  eindeutig definiert. Die als Ergebnis eines Simulationslaufes entstehende Zeitreihe von  $N_{pop}$  beschreibt die Populationsdynamik.

### 2.8.7 Modellkomponenten

In den folgenden Abschnitten werden die einzelnen Komponenten des Modells und die zugehörigen Eingangsparameter vorgestellt. An Beispielen wird gezeigt, wie die Parameter mit experimentell erfaßten Werten besetzt werden können. Eine tabellarische Übersicht aller Eingangsparameter (Eingangsparameter Gammarid, Eingangsparameter Habitat und Steuergrößen) ist im Anhang unter [A.1](#) und [A.2](#) zu finden.

#### 2.8.7.1 Startpopulation

Für eine Simulation ist die Anzahl der adulten männlichen und weiblichen Gammariden in der Startpopulation festzulegen. Diese beiden Größen werden durch die Eingangsparameter `maleStartPop` und `femaleStartPop` bereitgestellt. Beim Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb bestand die Startpopulation in den Expositionsgefäßen aus 5 männlichen und 5 weiblichen adulten Gammariden. Diese Werte werden den beiden Eingangsparametern `maleStartPop` und `femaleStartPop` zugewiesen.

#### 2.8.7.2 Wassertemperatur

Die Wassertemperatur  $T_W$  wird zur Berechnung der Jugendentwicklungszeit der Gammariden benötigt. Eine Randbedingung der durchgeführten Experimente war die Konstanz von  $T_W$ . Die aktuell gemessene  $T_W$  schwankt dabei um den festgelegten Sollwert. Das bedeutet, daß nicht jeder juvenile Gammarid genau unter ein und denselben Temperaturbedingungen aufwächst. Daraus resultiert im Einzelfall eine leicht unterschiedliche Jugendentwicklungszeit. Um diese Systemeigenschaft abzubilden, wird  $T_W$  durch eine Verteilung beschrieben. Aus dieser Verteilung wird während der Simulation für  $T_W$  zur Berechnung der Jugendentwicklungszeit (s. [2.8.7.3](#)) ein zufälliger Wert gezogen. Ergebnis ist eine dieser  $T_W$  entsprechende Jugendentwicklungszeit (Gl. [2.10](#)) für jeden Gammariden. Um sowohl normalverteilte als auch rechts- oder linksschiefe Temperaturverteilungen abzubilden, wird zur Beschreibung von  $T_W$  eine Dreiecksverteilung  $DV(\alpha, \beta, \gamma)$  verwendet (nach [Liebl 1995](#)):

$$T_W = DV(\alpha, \beta, \gamma) = DV(\min, \max, D) \quad (2.9)$$

Dabei werden  $\min$ ,  $\max$  und  $D$  (Modalwert) durch die Eingangsparameter

```
maxTemperature
minTemperature und
modalTemperature
```

bereitgestellt. In [Tabelle A.12](#) sind Meßdatenreihen der  $T_W$  aus dem Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb dargestellt. Es ergeben sich für die Kontrolle (K):

```
minTemperature = 14.0  
maxTemperature = 14.8 und  
modalTemperature = 14.4
```

### 2.8.7.3 Jugendentwicklungszeit

Die Jugendentwicklungszeit (*juvenile development time, JDT*) wird als Funktion der Wassertemperatur  $T_W$  beschrieben (nach [Pöckl 1990](#)):

$$JDT = f(T_W) = aT_W^b \quad \text{mit} \quad a = 5768 \quad (2.10) \\ b = -1,361$$

Dieses Regressionsmodell wurde benutzt, weil die Jugendentwicklungszeit (etwa 146 Tage bei 15 °C  $T_W$ ), bedingt durch den begrenzten Zeitraum eines Experiments (etwa 100 Tage) nicht erfaßt werden konnte. Während der Simulation wird bei Geburt eines Individuums der Wert für dessen Jugendentwicklungszeit nach Gl. 2.10 berechnet und übergeben. Der Wert für  $T_W$  wird durch Ziehung eines zufälligen Wertes aus der entsprechenden Verteilung (Gl. 2.9) gewonnen. Durch dieses Verfahren erhält jeder neugeborene Gammarid eine individuelle Jugendentwicklungszeit. Die beiden Funktionsparameter  $a$  und  $b$  sind als Konstanten im Modell definiert und nicht über Eingangsparameter zugänglich.

### 2.8.7.4 Geschlechtsreife

Erreicht ein Gammarid die Geschlechtsreife, dann muß das Geschlecht festgelegt werden. Über den Eingangsparameter `partOfFemaleAtBirth` wird die Geschlechtsdifferenzierung gesteuert. Für diesen Parameter liegen derzeit keine experimentellen Daten vor. Das Geschlechterverhältnis ist nach [Meijering \(1971\)](#) 1 : 1. Theoretisch wäre bei einer monofaktoriellen Geschlechtsbestimmung dieses Verhältnis zu erwarten ([Bulnheim 1972](#)). Bei Gammariden konnten bisher keine Geschlechtschromosomen nachgewiesen werden ([Sutcliffe 1992](#)). Es wird vielmehr angenommen, daß die Geschlechtsausbildung durch genetische und nicht-genetische Faktoren gesteuert wird. Temperatur, photoperiodische Einflüsse und transovarial übertragene Mikrosporidien können das Geschlechterverhältnis mehr oder weniger zugunsten der Männchen oder Weibchen verschieben ([Anders 1957](#); [Bulnheim 1972, 1978](#); [Kosswig 1964](#); [Legrand et al. 1987](#)). Vereinfachend wird im Modell `partOfFemaleAtBirth = 0.5` gesetzt, das heißt es wird ein Geschlechterverhältnis von 1 : 1 angenommen. Muß während eines Simulationslaufes für einen Gammariden entschieden werden welches Geschlecht er erhalten soll, dann wird zunächst eine gleichverteilte Zufallszahl zwischen 0 und 1 erzeugt. Ist der Wert dieser Zufallszahl kleiner oder gleich dem Wert von `partOfFemaleAtBirth`, so wird dem betreffenden Individuum das Geschlecht „weiblich“ zugewiesen, sonst erhält das Individuum das Geschlecht „männlich“.

### 2.8.7.5 Oviposition und Befruchtung

Die Eizahl pro Weibchen  $N_{eggs}$  wird durch eine Normalverteilung  $NV(\mu, \sigma)$  beschrieben:

$$N_{eggs} = NV(\mu, \sigma) = NV(\bar{x}, s) \quad (2.11)$$

Die Parameter  $\bar{x}$  (Mittelwert) und  $s$  (Standardabweichung) werden durch die Eingangsparameter `meanEggsPerFemale` und `stdDevEggsPerFemale` bereitgestellt. Mitunter ist die Anzahl der Eier pro Weibchen nicht direkt erfaßt worden oder unbekannt. Dagegen ist die Anzahl der juvenilen Nachkommen pro Weibchen bekannt. In diesem Fall wird wie folgt verfahren: dem Parameter `meanEggsPerFemale` wird der Wert für die mittlere Anzahl Juveniler pro Weibchen und dem Parameter `stdDevEggsPerFemale` der Wert der zugehörigen Standardabweichung mittlere Anzahl Juveniler pro Weibchen zugewiesen. Der Parameter `egghatchSuccess` (s. 2.8.7.7) muß dann auf 1.0 gesetzt werden. Ist keine Standardabweichung für die Anzahl der Eier oder der Juvenilen pro Weibchen bekannt, dann ist `stdDevEggsPerFemale` = 0 zu setzen. Während eines Simulationslaufes wird der Wert für  $N_{eggs}$  des betreffenden Weibchens durch Ziehen einer Zufallszahl aus der entsprechenden Normalverteilung ermittelt. Die Anzahl der Juvenilen pro Weibchen und die zugehörige Standardabweichung wurden im Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb bestimmt (Tabelle 3.16).

Nach der Oviposition muß entschieden werden, ob diese Eier befruchtet werden oder nicht. Erfolgt keine Befruchtung des Eigeleges, dann werden die Eier abgestoßen (Goedmakers 1972) und das Weibchen kann erst nach einer erneuten Häutung wieder Eier in den Brutraum ablegen. Für das momentane Häutungsintervall kann dieses Weibchen nicht mit juvenilen Nachkommen zur Populationsentwicklung beitragen. Gesteuert wird dieser Prozess durch den Eingangsparameter `reproductionSuccess`. Muß während eines Simulationslaufes für einen weiblichen Gammariden entschieden werden, ob das Eigelege befruchtet werden soll oder nicht, dann wird zunächst eine gleichverteilte Zufallszahl zwischen 0 und 1 erzeugt. Ist der Wert dieser Zufallszahl kleiner oder gleich dem Wert von `reproductionSuccess`, so gilt das Eigelege des betreffenden Weibchens als „befruchtet“, anderenfalls als „unbefruchtet“. Experimentelle Daten liegen zu diesem Parameter nicht vor. Der Parameter ist auf 1.0 zu setzen, wenn angenommen wird, daß jedes Eigelege eines Weibchens auch befruchtet wird. Ist diese Annahme nicht plausibel, kann auf Werte anderer Untersuchungen zurückgegriffen werden (`reproductionSuccess=0.7`, Pöckl 1990).

### 2.8.7.6 Brutentwicklung

Die Brutentwicklungszeit (*brood development time*, *BDT*) wird durch eine Normalverteilung  $NV(\mu, \sigma)$  beschrieben:

$$BDT = NV(\mu, \sigma) = NV(\bar{x}, s) \quad (2.12)$$

Die Parameter  $\bar{x}$  und  $s$  werden durch die Eingangsparameter `meanBroodDevTime` und `stdDevBroodDevTime` bereitgestellt. Ist keine Standardabweichung für die Brutentwicklungszeit bekannt, dann ist `stdDevBroodDevTime = 0` zu setzen. Während eines Simulationslaufes wird der Wert für die Brutentwicklungszeit des betreffenden Weibchens durch Ziehen einer Zufallszahl aus der entsprechenden Normalverteilung ermittelt. Brutentwicklungszeiten und die zugehörige Standardabweichung wurden im Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb bestimmt (Tabelle A.10).

### 2.8.7.7 Schlupf

Nach Ablauf der Brutentwicklung werden die juvenilen Gammariden aus dem Marsupium entlassen. Die Anzahl der dabei entlassenen Gammariden  $N_j$  ist abhängig von der Anzahl der Eier  $N_{eggs}$  des Weibchens und vom Schlupferfolg (gegeben durch den Eingangsparameter `egghatchSuccess`):

$$N_j = \text{egghatchSuccess} N_{eggs} \quad (2.13)$$

### 2.8.7.8 Überlebenszeit

Die Überlebenszeit wird allgemein durch eine WEIBULL-Verteilung  $Wei(\alpha, \beta)$  beschrieben. Jedes Individuum der Startpopulation und ein während der Simulation geborenes Individuum erhält bei seiner Initialisierung eine individuelle Überlebenszeit. Es wird dabei zwischen Überlebenszeitverteilungen für juvenile ( $T_{juv}$ ) und adulte Gammariden ( $T_{ad}$ ) unterschieden:

$$T_{juv} = Wei(\alpha, \beta) = Wei(a_{wj}, b_{wj}) \quad (2.14)$$

und

$$T_{ad} = Wei(\alpha, \beta) = Wei(a_{wad}, b_{wad}) \quad (2.15)$$

Die Parameter  $\alpha$  und  $\beta$  der WEIBULL-Verteilung werden durch die Eingangsparameter `awad` und `bwad` (für adulte) und `awj` und `bwj` (für juvenile) bereitgestellt. Ein zufälliger Wert für die Überlebenszeit wird aus  $Wei(\alpha, \beta)$  ermittelt (s. 2.8.9) und dem betreffenden Individuum zugewiesen. Wenn während eines Simulationslaufes die Überlebenszeit eines Individuums erreicht wird, dann wird dieses Individuum aus der Modellpopulation entfernt. Die Parameter  $\alpha$  (`awad`, `awj`) und  $\beta$  (`bwad`, `bwj`) erhält man durch die An-

passung der Überlebensfunktion  $S(t)$  an die gemessenen Überlebensdaten wie unter 2.4.2 beschrieben. Werte für `awad` und `bwad` sind in Tabelle 3.12 und für `awj` und `bwj` in Tabelle 3.18 dargestellt.

### 2.8.8 Steuergrößen für die Simulation

Die Dauer eines Simulationslaufes wird durch den Parameter `duration` definiert. Die Anzahl der Simulationsläufe wird als optionales Argument beim Programmaufruf übergeben<sup>12</sup>.

### 2.8.9 Erzeugung von Zufallsgrößen

In Simulationen werden häufig Zufallsgrößen einer bestimmten Verteilung benötigt. Im Modell GamMod werden die Überlebenszeit,  $T_W$ , BDT und  $N_{eggs}$  aus einer entsprechenden Verteilung gezogen. Eine Methode zur Erzeugung solcher Zufallsgrößen ist der Weg über die Umkehrfunktion ihrer Verteilungsfunktion (Wahrscheinlichkeitstransformation). Dieses Verfahren wurde für die Überlebenszeit und  $T_W$  im Modell GamMod angewendet und ist ausführlich in Liebl (1995) beschrieben. Für die normalverteilten Größen BDT und  $N_{eggs}$  stellt die Java-Klasse `Random()` die Methode `nextGaussian()` und für Gleichverteilungen (Ziehung von Zufallszahlen zwischen 0 und 1) die Methode `nextDouble()` zur Verfügung (Sun Microsystems 2000).

### 2.8.10 Modellanalyse

#### 2.8.10.1 Güteindex nach Leggett und Williams

Der geometrische Güteindex  $k_g$  nach Leggett und Williams (1981) sagt aus, mit welchem Faktor die Modellprognosen mit den Beobachtungen übereinstimmen. Der Index ist eine Zahl  $k \geq 1$  die aus den Modellvorhersagen  $x_1, x_2, \dots, x_n$  und den zugehörigen Beobachtungen (Meßwerten)  $y_1, y_2, \dots, y_n$  berechnet wird:

$$k_g = \frac{1 + \sqrt{\frac{1}{n} \sum_{i=1}^n \left[ \frac{1 - (y_i/x_i)}{1 + (y_i/x_i)} \right]^2}}{1 - \sqrt{\frac{1}{n} \sum_{i=1}^n \left[ \frac{1 - (y_i/x_i)}{1 + (y_i/x_i)} \right]^2}} \quad (2.16)$$

Ein  $k_g = 3$  besagt, daß die vom Modell berechneten Werte im Mittel zwischen einem Drittel und dem Dreifachen der Beobachtungswerte liegen. Das bedeutet, je kleiner  $k_g$  ist, umso besser ist die Übereinstimmung zwischen Modell und gemessenen Daten. In

---

<sup>12</sup>Weitere Informationen zu optionalen Argumenten, zur Programmausführung und zur Installation sind dem Programm beiliegenden GamMod-Manual zu entnehmen

[Leggett und Williams \(1981\)](#) wird ein zweiter, statistischer Ansatz vorgestellt. Der Autor nennt die folgenden Vorteile des geometrischen Güteindex  $k_g$  im Gegensatz zum statistischen Ansatz:

- Zufällig falsche oder extreme Werte  $y_i/x_i$  (z. B. verursacht durch „Ausreißer“) werden durch den geometrischen Ansatz „gedämpft“ – beim statistischen Ansatz ist jede Messung gleichwertig
- Anwendung ist auch möglich, wenn die Modellvorhersage  $x_i \neq 0$  und die Beobachtung  $y_i = 0$  ist – der statistische Ansatz ist dafür ungeeignet (verwendet logarithmische Funktionen und  $\log 0$  ist nicht definiert)

Die Beschreibung der Modellgüte in dieser Arbeit beschränkt sich auf das eben genannte Verfahren. Der Güteindex  $k_g$  eignet sich weiterhin gut zum Vergleich verschiedener Modellversionen. Es können Aussagen dahingehend getroffen werden, ob das Modell „besser“ oder „schlechter“ geworden ist. Einen sehr guten Überblick weiterer Maßzahlen und Verfahren zur Beschreibung der Modellgüte und Modellanpassung geben [Hommen \(1998\)](#) und [Petzoldt \(1996\)](#).

### 2.8.10.2 Standardparametersatz

Zur Sensitivitätsanalyse des Modells (s. [3.4.2](#)) und zur Untersuchung der Auswirkung von Veränderungen einzelner Parameter auf die Populationsdynamik (s. [3.4.3](#)) wird ein Standardparametersatz verwendet. Die Parameterwerte und zugehörigen Quellen sind in [Tabelle 2.4](#) dargestellt. Die Parameterwerte stammen aus Messungen der Kontrolle (Experiment Fenoxycarb), aus Untersuchungen anderer Autoren oder sind definierte Randbedingungen. Die Dauer eines Simulationslaufes wird auf 360 Tage festgelegt (`duration = 360`). Es wird eine konstante Wassertemperatur von  $(15 \pm 1)^\circ\text{C}$  angenommen.

**Tabelle 2.4:** Standardparametersatz

Parameterbezeichnung	Parameterwert	Bemerkungen	Quelle
maleStartPop	5		(E)
femaleStartPop	5		(E)
reproductionSuccess	0,7	bei 15 °C, Labor	(1)
meanEggsPerFemale	10,7	Freiland	(2)
stdDevEggsPerFemale	4,3	Freiland	(2)
egghatchSuccess	0,7	bei 15 °C, Labor	(1)
meanBroodDevTime	23	bei 15 °C, Labor	(3)
stdDevBroodDevTime	0		(D)
partOfFemaleAtBirth	0,5		(4)
awad	1,84	$\tilde{t} = 70$ d	(E)
bwad	0,0002784		(E)
awj	0,53	$\tilde{t} = 12$ d	(D)
bwj	0,185		(D)
duration	360		(D)
modalTemperature	15		(D)
minTemperature	14		(D)
maxTemperature	16		(D)

(D) Definierte Randbedingung, (E) Experimentelle Daten (Fenoxycarb, Kontrolle)

(1) Pöckl 1990, (2) Teichmann 1982, (3) Pöckl und Timischl 1990

(4) Anders 1957; Bulnheim 1972, 1978; Koswig 1964; Legrand *et al.* 1987

### 2.8.10.3 Sensitivitätsanalyse

Die Sensitivitätsanalyse ist eine Methode um die Auswirkung von Parameteränderungen auf das Modellverhalten zu untersuchen. Mit Sensitivitätsanalysen können einerseits Parameter für eine eventuelle Kalibrierung des Modells gefunden werden (*a priori*), andererseits eignet sich dieses Verfahren um das allgemeine Modellverhalten zu untersuchen (*a posteriori*) und das System zu verstehen (Bartell *et al.* 1992; Beck 1983; Braun 1997; Joergensen 1988). Insbesondere kann die durch die Parameteränderung hervorgerufene Modellantwort auf Plausibilität beurteilt werden.

Die Parameterwerte des Standardparametersatzes wurden jeweils um 15 %, 25 % und 50 % in positive und negative Richtung verändert (die Parameter für die Startpopulation zusätzlich um +300 %) und 200 Simulationsläufe durchgeführt. Die Parameterbereiche sind in Tabelle 2.5 dargestellt. Die Einschätzung der Parametersensitivität bezüglich der Zustandsgröße  $N_{pop}$  erfolgte grafisch. Dabei wird das Verhältnis zwischen dem Sensitivitätsszenario  $X_{scen,t}$  und dem Standardszenario  $X_{std,t}$  (jeweils der Mittelwert aus 200 Simulationsläufen) auf das Intervall (0,2) abgebildet (Thornton *et al.* 1979 und Recknagel

## 2 Material und Methoden

---

1984; zitiert nach [Petzoldt 1996](#)):

$$Q_{(0,2)} = \frac{2Q}{1+Q} \quad \text{mit} \quad Q = \frac{X_{scen,t}}{X_{std,t}} \quad (2.17)$$

$Q_{(0,2)} = 1$  bezeichnet das Standardszenario und wird in der Grafik als horizontale Strich-Punkt-Linie dargestellt.

**Tabelle 2.5:** Parameterwerte für die Sensitivitätsanalyse. Die Parameterwerte für `maleStartPop` und `femaleStartPop` wurden in positiver Richtung zusätzlich um +300 % erhöht, die Änderungen um 15 % (positiv und negativ) entfallen. Die Parameterwerte für `stdDevEggsPerFemale` und `stdDevBroodDevTime` bleiben für alle Szenarios unverändert. Die Parameterwerte für `awad` und `bwad` repräsentieren die Überlebenszeiten (Median) in Tagen für adulte Gammariden: 35 (-50 %), 53 (-25 %), 60 (-15 %), 70 (Std.), 81 (+15 %), 88 (+25 %) und 105 (+50 %) und `awj` und `bwj` die Überlebenszeiten (Median) in Tagen für juvenile Gammariden: 6 (-50 %), 9 (-25 %), 10 (-15 %), 12 (Std.), 14 (+15 %), 15 (+25 %) und 18 (+50 %)

Parameter	-50 %	-25 %	-15 %	Std.	+15 %	+25 %	+50 %	+300 %
<code>maleStartPop</code>	3	4	-	5	-	6	8	20
<code>femaleStartPop</code>	3	4	-	5	-	6	8	20
<code>reproductionSuccess</code>	0,35	0,53	0,60	0,70	0,81	0,88	1,0	-
<code>meanEggsPerFemale</code>	5,4	8,0	9,1	10,7	12,3	13,4	16,1	-
<code>stdDevEggsPerFemale</code>	4,3	4,3	4,3	4,3	4,3	4,3	4,3	-
<code>eggHatchSuccess</code>	0,35	0,53	0,60	0,70	0,81	0,88	1,0	-
<code>meanBroodDevTime</code>	12	17	20	23	26	29	35	-
<code>stdDevBroodDevTime</code>	0	0	0	0	0	0	0	-
<code>partOfFemaleAtBirth</code>	0,25	0,38	0,43	0,5	0,58	0,63	0,75	-
<code>awad</code>	1,84	1,84	1,84	1,84	1,84	1,84	1,84	-
<code>bwad</code>	1,0E-03	4,6E-04	3,7E-04	2,78E-04	2,15E-04	1,85E-04	1,33E-04	-
<code>awj</code>	0,53	0,53	0,53	0,53	0,53	0,53	0,53	-
<code>bwj</code>	0,267	0,216	0,205	0,185	0,171	0,165	0,15	-

Std.: Standardwerte (Standardparametersatz s. [2.8.10.2](#))

## 3 Ergebnisse und Diskussion

### 3.1 Akuter Toxizitätstest mit *G. fossarum*

#### 3.1.1 Range-finder Test

Die chemisch-physikalischen Parameter der Testlösungen zeigten keine auffälligen Extremwerte. Am Testbeginn (0 h) lag der pH-Wert in allen Testlösungen zwischen 8,2 und 8,3, der Sauerstoffgehalt zwischen 9,2 und 11,3 mg l<sup>-1</sup> und die Wassertemperatur zwischen 17,4 und 22 °C. Am Testende (96 h) lag der pH-Wert in allen Testlösungen zwischen 8,1 und 8,6, der Sauerstoffgehalt zwischen 9,4 und 11,7 mg l<sup>-1</sup> und die Wassertemperatur zwischen 20,7 und 22,9 °C (vgl. Tabelle A.5). In Tabelle 3.1 ist die Anzahl der toten juvenilen und adulten Gammariden im *range-finder*-Test nach 24, 48, 72 und 96 h dargestellt. In den Kontrollen waren am Testende nach 96 h 3 adulte Gammariden

**Tabelle 3.1:** *Range-finder*-Test mit Terbutryn – Anzahl der toten adulten ( $n_{tot, adult}$ ) und juvenilen ( $n_{tot, juvenil}$ ) Gammariden nach 24, 48, 72 und 96 h,  $c_{nom}$ : Nominalkonzentration Terbutryn

$c_{nom}$ in mg l <sup>-1</sup>	$n_{tot, adult}$				$n_{tot, juvenil}$			
	24 h	48 h	72 h	96 h	24 h	48 h	72 h	96 h
0	0	0	0	3	0	0	0	0
1	0	0	0	2	0	0	0	7
10	0	0	8	10	0	6	10	10
25	10	10	10	10	10	10	10	10

tot. In den Kontrollen der juvenilen Gammariden überlebten alle. In den Ansätzen mit 25 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn waren nach 24 h alle adulten und juvenilen Gammariden gestorben. Nach 48 h und wurden in den Ansätzen mit 10 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn erste letale Effekte bei den juvenilen Gammariden beobachtet (6 Tote). Nach 72 h waren in diesen Ansätzen alle juvenilen Gammariden gestorben. Nach 72 h wurden in den Ansätzen mit 10 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn erste letale Effekte bei den adulten Gammariden beobachtet (8 Tote). Nach 96 h waren in diesen Ansätzen alle adulten Gammariden gestorben. In den Ansätzen mit 1 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn wurden bis 72 h keine letalen Effekte bei den juvenilen und adulten Gammariden beobachtet. Nach 96 h waren in diesen Ansätzen 2 adulte und 7 juvenile Gammariden gestorben. Ausgehend von den Ergebnissen des *range-finder*-Tests wurden

folgende Konzentrationen für den akuten Toxizitätstest gewählt: 0,05, 0,3, 0,9, 2,7 und 8,1 mg l<sup>-1</sup> (Faktor 3<sup>1</sup>).

### 3.1.2 Akuter Toxizitätstest

Die chemisch-physikalischen Parameter der Testlösungen zeigen keine auffälligen Extremwerte. Am Testende (96 h) lag der pH-Wert in allen Testlösungen zwischen 7,9 und 8,2, die Sauerstoffsättigung zwischen 90 und 109 % und die Wassertemperatur zwischen 22,8 und 24,0 °C (vgl. Tabelle A.6). In Tabelle 3.2 ist die Anzahl der toten juvenilen und adulten Gammariden im akuten Toxizitätstest nach 48, 72 und 96 h dargestellt. In der Kontrolle überlebten alle der jeweils 10 eingesetzten adulten und juvenilen Gammariden den gesamten Testzeitraum von 96 h. Erste letale Effekte wurden in der niedrigsten Konzentration (0,05 mg l<sup>-1</sup> Terbutryn) nach 48 h bei den juvenilen Gammariden und nach 72 h bei den adulten Gammariden beobachtet. In allen Ansätzen mit Terbutryn (0,05 bis 8,1 mg l<sup>-1</sup>) war generell eine Zunahme der letalen Effekte mit zunehmender Expositionsdauer und zunehmender Konzentration zu erkennen. Zum Ende des akuten Toxizitätstests nach 96 h wurden quantitativ ähnliche letale Effekte bei den juvenilen und adulten Gammariden erreicht. Eine deutliche Konzentrations-Wirkungsbeziehung war erkennbar. Nach 48, 72 und 96 h konnte ein gültiger LC<sub>50</sub>-Wert berechnet werden (Tabelle 3.3). Die LC<sub>50</sub> nach 48 h beträgt für adulte *G. fossarum* etwa 11 mg l<sup>-1</sup> (Nominalkonzentration) und für juvenile *G. fossarum* etwa 9 mg l<sup>-1</sup> (Nominalkonzentration). Diese berechneten LC<sub>50</sub>-Werte ändern sich nach 96 h nur geringfügig. Die LC<sub>50</sub> nach 96 h beträgt für adulte *G. fossarum* etwa 10 mg l<sup>-1</sup> (Nominalkonzentration) und für juvenile *G. fossarum* etwa 4 mg l<sup>-1</sup> (Nominalkonzentration). Der LC<sub>50</sub>-Wert nach 72 h für adulte *G. fossarum* wird nicht berücksichtigt, da dieser Wert im Vergleich zu den anderen Werten (48 h und 96 h)

<sup>1</sup>Faktor 6 zwischen 0,05 und 0,3 mg l<sup>-1</sup>

**Tabelle 3.2:** Akuter Toxizitätstest mit Terbutryn – Anzahl der toten adulten ( $n_{tot, adult}$ ) und juvenilen ( $n_{tot, juvenil}$ ) Gammariden nach 48, 72 und 96 h,  $c_{nom}$ : Nominalkonzentration Terbutryn

$c_{nom}$ in mg l <sup>-1</sup>	$n_{tot, adult}$			$n_{tot, juvenil}$		
	48 h	72 h	96 h	48 h	72 h	96 h
0	0	0	0	0	0	0
0,05	0	1	2	1	1	3
0,30	1	1	1	1	1	2
0,90	1	1	3	2	3	3
2,70	1	2	2	2	2	4
8,10	4	5	7	7	7	7

nicht realistisch ist. Die Probitanalyse ergab in diesem Fall eine  $LC_{50}$  von  $47 \text{ mg l}^{-1}$ . Die kritische Untergrenze der Sauerstoffkonzentration von  $5 \text{ mg l}^{-1}$  (Vobis 1973) wurde nie erreicht. Kritische Leitfähigkeits- und pH-Werte wurden ebenfalls nicht gemessen (vgl. Angaben in Brehm und Meijering 1982; Deichner und Foeckler 1990; Foeckler und Schrimppf 1985; Pöckl 1993). Der optimale Bereich für die Wassertemperatur (5 bis  $19 \text{ }^\circ\text{C}$ ) wurde mit etwa 2 bis  $5 \text{ }^\circ\text{C}$  leicht überschritten. Bei 19 bis etwa  $23 \text{ }^\circ\text{C}$  wird ein Temperaturbereich erreicht, in dem physiologischer Stress möglich ist. Letale Effekte werden erst ab  $25 \text{ }^\circ\text{C}$  beschrieben (Pöckl und Humpesch 1990). Es wurden im Test Wassertemperaturen gemessen die physiologischen Stress bei den Organismen hervorrufen können. Letale Effekte wurden in den Kontrollen des akuten Toxizitätstests nicht beobachtet und die Sauerstoffsättigungen lagen in allen Ansätzen zum Testende nicht unter  $90 \text{ mg l}^{-1}$ . Eine wesentliche Beeinträchtigung des Testergebnisses durch erhöhte Wassertemperatur oder durch extreme pH- und Leitfähigkeitswerte kann ausgeschlossen werden. Es wurde eine  $LC_{50}$  (nominal, 96 h) von  $10 \text{ mg l}^{-1}$  für adulte und  $4 \text{ mg l}^{-1}$  für juvenile Gammariden ermittelt. Die  $LC_{50}$ -Werte sind valide ( $\chi^2$  gehalten) und liegen in einem vergleichbarem Bereich wie Untersuchungen mit anderen Crustaceen zeigen: für *Daphnia magna* wurde eine  $LC_{50}$  (48 h) von  $2,66 \text{ mg l}^{-1}$  ermittelt (Tomlin 2000). Die ermittelten  $LC_{50}$ -Werte für *G. fossarum* sind um den Faktor 19 (für adulte Gammariden) und 8 (für juvenile Gammariden) höher als die Effektivkonzentration in der Fließrinne 600 ( $c_{eff} = 289 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$ , vgl. 3.2.1). Akute toxische Wirkungen von Terbutryn auf die adulten und juvenilen Gammariden waren daher nicht zu erwarten.

## 3.2 Experiment mit dem Herbizid Terbutryn

### 3.2.1 Konzentration von Terbutryn im Wasser

Die Abbildung 3.1 zeigt den Verlauf der Terbutrynkonzentration im Wasser der Fließrinnen 0,6, 6, 60 und 600. Die Konzentrationen im Wasser lagen zum Zeitpunkt  $t = 0$  in

**Tabelle 3.3:** Akuter Toxizitätstest mit Terbutryn –  $LC_{50}$ -Werte ( $\text{mg l}^{-1}$ , nominal) für adulte und juvenile Gammariden nach 48, 72 und 96 h

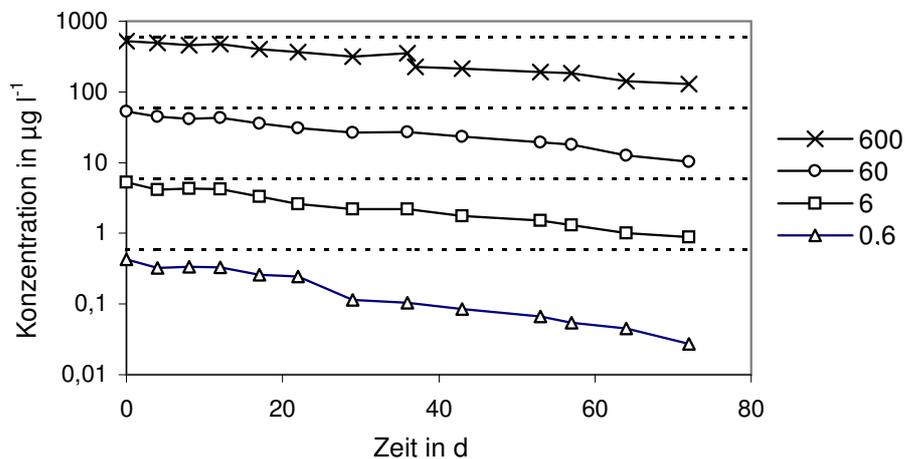
Zeit in h	Adulte Gammariden			Juvenile Gammariden		
	$LC_{50}$	95 %-VG <sub>o</sub>	95 %-VG <sub>u</sub>	$LC_{50}$	95 %-VG <sub>o</sub>	95 %-VG <sub>u</sub>
48	11,2	44,3	2,83	8,57	63,08	1,16
72	47,57	4249,87	0,53	6,85	42,08	1,1
96	9,67	138,45	0,68	3,98	43,4	0,36

95 %-VG<sub>o</sub>: obere 95 %-Vertrauensgrenze

95 %-VG<sub>u</sub>: untere 95 %-Vertrauensgrenze

der Fließrinne 600 bei  $518 \mu\text{g l}^{-1}$ , Fließrinne 60 bei  $53 \mu\text{g l}^{-1}$ , Fließrinne 6 bei  $5,2 \mu\text{g l}^{-1}$  und Fließrinne 0,6 bei  $0,43 \mu\text{g l}^{-1}$ . Die Unterschiede zwischen den Konzentrationen im Wasser der Fließrinnen blieben über den gesamten Versuchszeitraum mit dem Faktor 10 annähernd erhalten. Die am Tag  $t = 36$  in die Fließrinne 60 eingeströmte Wassermenge (136 l)<sup>2</sup> hatte nur einen geringen Einfluß – die Konzentrationsabstufung zwischen den Fließrinnen blieb erhalten. Zum Ende des Experiments betragen die Terbutrynkonzentrationen noch  $129 \mu\text{g l}^{-1}$  (600),  $10 \mu\text{g l}^{-1}$  (60),  $0,9 \mu\text{g l}^{-1}$  (6) und  $0,03 \mu\text{g l}^{-1}$  (0,6). Für die Effektivkonzentration  $c_{eff}$  über den gesamten Versuchszeitraum wurden die folgenden Werte berechnet (geometrischer Mittelwert, OECD 2000): 0,1, 2, 27 und  $289 \mu\text{g l}^{-1}$ . Nach 28 Tagen konnte im Wasser der Fließrinnen noch etwa 50 % der zu Beginn gemessenen Terbutrynkonzentration nachgewiesen werden. Der zeitliche Verlauf der Terbutrynkonzentration konnte mit einer Funktion erster Ordnung ( $c = c_0 e^{-kt}$ ,  $k = 0,0246 \text{ d}^{-1}$ ) beschrieben werden. Es wurde eine  $DT_{50}$  von 28 Tagen ermittelt. Im Wasser der Kontrolle konnte an mehreren Probenahmetagen bis zum Ende des Versuches kein Terbutryn nachgewiesen werden (Jungmann *et al.* 2001a). Aufgrund der chemisch-physikalischen Eigenschaften der Substanz (vgl. 2.7) wurde nicht angenommen, daß es zu einer schnellen Verflüchtigung oder photooxidativen Reaktionen der Substanz kommt. Diese Annahme wird durch den berechneten  $DT_{50}$ -Wert von 28 Tagen unterstützt. Vergleichbare  $DT_{50}$ -Werte (21 bis 28 Tage) wurden bei einer Studie mit *farm ponds* ermittelt (Muir *et al.* 1981). Durch die Optimierung der Analytik konnte die Erfassungsgrenze so weit ernied-

<sup>2</sup>Havarie durch defekte Wasserleitung



**Abbildung 3.1:** Konzentration  $c_{eff}$  von Terbutryn im Wasser (Ordinate logarithmisch skaliert), gestrichelte Linien kennzeichnen die jeweilige Nominalkonzentration (0,6, 6, 60 und  $600 \mu\text{g l}^{-1}$ ), Abbildung leicht verändert aus Jungmann *et al.* (2001a)

rigt werden, daß eine valide Aussage zur Konzentration im Wasser aller Fließbrinnen über den gesamten Versuchszeitraum möglich war. Die Nachweisgrenze ( $0,06 \mu\text{g l}^{-1}$ ) lag in einem Bereich, mit dem valide ein signifikanter Unterschied zwischen Kontrolle (nicht nachweisbar) und der Konzentration in der Fließrinne 0,6 erfaßt werden konnte (Jungmann *et al.* 2001a).

Der im Experiment verwendete Konzentrationsbereich schließt die Konzentrationen ein, die für die Beurteilung der Wirkung von Terbutryn auf Lebensgemeinschaften relevant sind. Die höchste Konzentration (Fließrinne 600) stellt eine *worst case*-Annahme für die Anwendung dieser Substanz in der Landwirtschaft dar. Die Effektivkonzentration betrug in dieser Fließrinne  $289 \mu\text{g l}^{-1}$ . Im Vergleich zu den ermittelten akuten toxischen Konzentrationen ( $\text{LC}_{50}$ ) von 10 und  $4 \text{ mg l}^{-1}$  für adulte und juvenile Gammariden (vgl. 3.1.2),  $3 \text{ mg l}^{-1}$  für adulte *A. aquaticus* (Jungmann *et al.* 2001a) und  $24 \text{ mg l}^{-1}$  für *L. variegatus* (Brust *et al.* 2001), liegt die im Experiment verwendete höchste Konzentration immer unterhalb der jeweiligen  $\text{LC}_{50}$ . Akute toxische Wirkungen von Terbutryn auf *G. fossarum*, *A. aquaticus* und *L. variegatus* waren daher nicht zu erwarten. Mit den Effektivkonzentrationen 0,1, 2 und  $27 \mu\text{g l}^{-1}$  (Fließrinne 0,6, 6 und 60) wurden Konzentrationsbereiche untersucht, die direkte Effekte auf Pflanzen (Periphyton) erwarten ließen und in vergleichbaren Konzentrationen in Oberflächengewässern nachgewiesen wurden. In der Elbe (Dresden, Sachsen) wurden  $0,02 \mu\text{g l}^{-1}$  (ARGE Elbe 1997) und im Brandbach (Nordrhein-Westfalen) wurden 0,12 bis  $0,48 \mu\text{g l}^{-1}$  (LUA Essen 1999) gemessen. Im Experiment mit Terbutryn konnte eine Reduktion der Trockenmasse des Aufwuchses ab einer Effektivkonzentration von  $2 \mu\text{g l}^{-1}$  und eine Schädigung der fädigen Grünalgen (*Cladophora*) bei  $0,1 \mu\text{g l}^{-1}$  nachgewiesen werden (Jungmann *et al.* 2001a).

### 3.2.2 Chemische und physikalische Parameter

In Tabelle 3.4 sind die Mediane, die maximalen und die minimalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen des Wassers in den Fließbrinnen zusammengestellt. Eine Beeinträchtigung der Gammariden durch Extremwerte der chemisch-physikalischen Parameter Sauerstoff, pH-Wert, Leitfähigkeit und Wassertemperatur konnte ausgeschlossen werden. Es sind in keinem Fall Konzentrationen bestimmt worden, die für die Entwicklung der Organismen kritisch waren. In den folgenden Abschnitten werden die wesentlichen Ergebnisse der Messungen der chemischen und physikalischen Variablen dargestellt. Eine detaillierte Darstellung, insbesondere der zeitlichen Verläufe, ist in Jungmann *et al.* (2001a) zu finden.

#### Sauerstoffkonzentration und -sättigung

Sauerstoff war im Wasser der Fließbrinnen immer ausreichend vorhanden. Die Werte für die Sauerstoffsättigung lagen zwischen 97 % (Fließbrinnen 0,6, 6 und 60) und 118 % (Fließrinne 60). Aufgrund der Sedimenthöhe und -zusammensetzung wird angenommen,

### 3 Ergebnisse und Diskussion

**Tabelle 3.4:** Übersicht der Meßergebnisse der chemisch-physikalischen Variablen in den Fließrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn), Angabe der Meßwerte: Median (Maximum; Minimum)

Meßgröße	Einheit	K	0,6	6	60	600
Sauerstoff	mg/l	11,1 (9,9; 11,9)	10,9 (9,8; 11,9)	10,9 (9,7; 11,9)	10,8 (9,7; 11,8)	10,7 (9,9; 11,9)
Sauerstoff	%	107 (98; 115)	107 (97; 114)	108 (97; 115)	107 (97; 118)	105 (98; 115)
Temperatur	°C	14,1 (14,0; 14,4)	14,1 (12,6; 14,5)	14,1 (13,9; 14,3)	14,5 (14,3; 14,8)	14,2 (14,0; 14,4)
pH	-	8,5 (8,4; 9,0)	8,5 (8,3; 9,0)	8,4 (8,3; 9,0)	8,4 (8,2; 9,0)	8,4 (8,2; 9,0)
Leitfähigkeit	$\mu\text{S cm}^{-1}$	267 (244; 287)	265 (251; 281)	289 (257; 310)	291 (257; 310)	282 (258; 296)
Nitrat-N	$\text{mg l}^{-1}$	3,5 (1,2; 4)	1,6 (0; 3,8)	2,9 (1,5; 3,9)	3,5 (2,6; 4)	3,5 (2,5; 4,2)
Nitrit-N	$\mu\text{g l}^{-1}$	19 (1; 40)	10 (1; 24)	15 (1; 26)	17 (1; 95)	13 (2; 261)
Ammonium	$\mu\text{g l}^{-1}$	36 (12; 660)	21 (13; 155)	22 (14; 257)	22 (1; 404)	19 (7; 754)
ortho-Phosphat	$\mu\text{g l}^{-1}$	2 (n. n.; 15)	2 (n. n.; 28)	1 (n. n.; 22)	4 (n. n.; 42)	19 (n. n.; 91)
Silikat-Si	$\text{mg l}^{-1}$	n. n. (n. n.; 3,5)	n. n. (n. n.; 3,3)	0,11 (n. n.; 3,5)	1,1 (n. n.; 3,4)	2,1 (n. n.; 3,5)

n. n.: nicht nachweisbar

daß auch im Porenwasser des Sediments ausreichend Sauerstoff war. Die kritische Untergrenze der Sauerstoffkonzentration von  $5 \text{ mg l}^{-1}$  (Vobis 1973) wurde nie erreicht.

#### Wassertemperatur

Die Wassertemperatur  $T_W$  betrug in allen Fließrinnen zwischen 13,9 und 14,8 °C. Nur in der Fließrinne 0,6 wurde zum Zeitpunkt  $t = 59$  eine  $T_W$  von 12,6 °C gemessen. Eine Ursache für die Abweichung von der Solltemperatur ist nicht bekannt. Außer zu diesem Zeitpunkt gab es keine Unterschiede der  $T_W$  der fünf Fließrinnen. Der optimale Bereich für  $T_W$  (5 bis 19 °C; Pöckl und Humpesch 1990) wurde in allen Fließrinnen eingehalten.

#### Leitfähigkeit und pH-Wert

Kritische Leitfähigkeits- und pH-werte wurden im Verlauf des Experiments nicht erreicht (vgl. Angaben in Brehm und Meijering 1982; Deichner und Foeckler 1990; Foeckler und Schrimpf 1985; Pöckl 1993). Die Leitfähigkeit betrug im Wasser der fünf Fließrinnen

zum Zeitpunkt  $t = 7$  zwischen 256 und 265  $\mu\text{S cm}^{-1}$ . Es gab im Verlauf des Versuches Unterschiede der Leitfähigkeit zwischen den Fließbrinnen 6, 60 und 600 und zwischen der Kontrolle und der Fließrinne 0,6. Ab dem Zeitpunkt  $t = 30$  war die Leitfähigkeit in der Kontrolle und der Fließrinne 0,6 immer geringer als in den anderen Fließbrinnen (6, 60 und 600). Der pH-Wert betrug vor der Terbutrynapplikation im Mittel 8,7. Die Unterschiede zwischen den Fließbrinnen waren gering. Nach der Terbutrynapplikation betrug der Mittelwert in allen Fließbrinnen etwa 8,5. In der Fließrinne 600 waren die pH-Werte bis zum Zeitpunkt  $t = 44$  niedriger im Vergleich zu denen in den anderen Fließbrinnen. Ab diesem Zeitpunkt gab es keine Unterschiede zu den anderen Fließbrinnen.

### Nitrat-, Nitrit, Ammonium- und Phosphatkonzentration

Auch hinsichtlich der Parameter Nitrat, Nitrit, Ammonium und ortho-Phosphat wurden keine extremen Werte erreicht. Im Experiment wurden vergleichbare Werte dieser Parameter gemessen, wie sie auch im Freiland charakteristisch für Fließgewässer mit *G. fossarum*-Vorkommen sind (Brehm und Meijering 1982; Deichner und Foeckler 1990; Foeckler und Schrimppff 1985; Pöckl 1993)

### Siliziumkonzentration

Die Siliziumkonzentrationen des Wasser in den Fließbrinnen entsprachen im Mittel denen von europäischen Fließgewässern (Allan 1995) mit einer vergleichbaren Dynamik (Brehm und Meijering 1990). Der Jahresgang der Siliziumkonzentration im Wasser eines Baches (1 bis 8  $\text{mg l}^{-1}$ ; Brehm und Meijering 1990) ist vergleichbar mit dem Verlauf, der im Experiment beobachtet wurde.

### 3.2.3 Verhalten der Gammariden zum Zeitpunkt der Applikation

Zum Zeitpunkt der Applikation mit Terbutryn ( $t = 0$ ) und in der folgenden Stunde wurde das Verhalten der Gammariden in den Expositionsgefäßen und den Fließbrinnen beobachtet. Ein auffälliges Verhalten, wie zum Beispiel verstärkte Drift als Folge einer Fluchtreaktion oder *catastrophic drift* (Hughes 1970; Liess *et al.* 1993; Waters 1965), wurde nicht beobachtet. Auch eine verstärkte stromaufwärts Bewegung der Gammariden (*upstream movement*) als Vermeidungsverhalten ungünstiger abiotischer Bedingungen (Hayden und Clifford 1974; Olsson und Söderström 1978, zitiert nach Söderström 1987) wurde nicht festgestellt. Bei *A. aquaticus* wurde eine Steigerung der Aktivität<sup>3</sup> ab 2  $\mu\text{g l}^{-1}$  in den Expositionsgefäßen festgestellt, was als Folge des geringen Nahrungsangebotes gewertet wird (verstärkte Futtersuche der Asseln, da weniger FPOM in dieser Fließrinne aufgrund der geringeren Trockenmasse; Jungmann *et al.* 2001a). Bei *L. variegatus* wurde eine konzentrationsabhängig steigende Drift beobachtet (Brust *et al.* 2001).

---

<sup>3</sup>Maß für die Aktivität ist die Anzahl „sichtbarer Asseln“ (Asseln, die nicht unter Steinen oder Blättern verborgen sind)

### 3.2.4 Populationen in den Expositionsgefäßen

#### 3.2.4.1 Überleben der adulten Gammariden

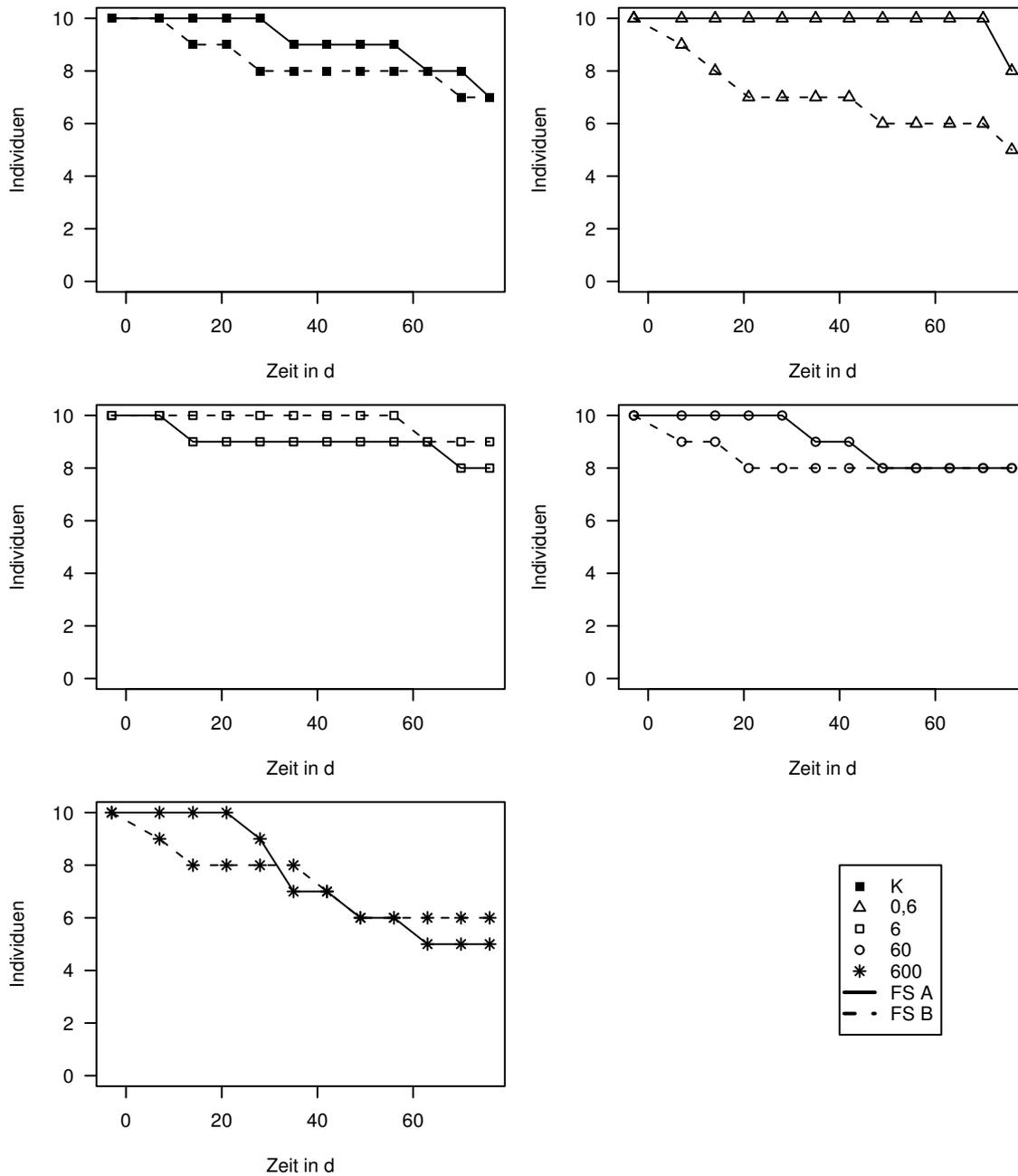
In Tabelle 3.5 ist die Anzahl der überlebenden adulten Gammariden (P-Generation) in den Expositionsgefäßen dargestellt. In den Expositionsgefäßen der Fließrinne K überlebten 70 %, der Fließrinne 0,6 80 % und 50 %, der Fließrinne 6 80 % und 90 %, der Fließrinne 60 80 % und der Fließrinne 600 50 % und 60 % der zu Versuchsbeginn eingesetzten adulten Gammariden. Die Abbildung 3.2 zeigt die grafische Darstellung der Daten aus Tabelle 3.5 (Überlebenskurven).

Die Daten aus Tabelle 3.5 wurden in relative Anteile umgerechnet, die Zeit auf  $t = 0$  normiert und die Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) angepaßt. In Tabelle 3.6 sind die aus der Anpassung erhaltenen Werte für die Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$  der Überlebensfunktion,  $r^2$  und der Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3) dargestellt. Der Median der Überlebenszeit lag zwischen 80 d (600) und 306 d (60) und war in der höchsten Konzentration am geringsten. In der Kontrolle betrug der Median der Überlebenszeit 144 d. Die Abbildung 3.3 zeigt die Überlebenskurven zusammengefaßt (Expositionsgefäße A und B) und die zugehörigen Überlebensfunktionen (Werte der Funktionsparameter aus Tabelle 3.6). Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ( $EC_{50}$ ) bezüglich des Parameters Überleben (Anzahl der überlebenden adulten Gammariden zum Versuchsende) konnte nicht

**Tabelle 3.5:** Anzahl der überlebenden adulten Gammariden in Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

Zeit in d	K		0,6		6		60		600	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
-3	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
7	10	10	10	9	10	10	10	9	10	9
14	10	9	10	8	9	10	10	9	10	8
21	10	9	10	7	9	10	10	8	10	8
28	10	8	10	7	9	10	10	8	9	8
35	9	8	10	7	9	10	9	8	7	8
42	9	8	10	7	9	10	9	8	7	7
49	9	8	10	6	9	10	8	8	6	6
56	9	8	10	6	9	10	8	8	6	6
63	8	8	10	6	9	9	8	8	5	6
70	8	7	10	6	8	9	8	8	5	6
77	7	7	8	5	8	9	8	8	5	6
	70 %	70 %	80 %	50 %	80 %	90 %	80 %	80 %	50 %	60 %

### 3.2 Experiment mit dem Herbizid Terbutryn

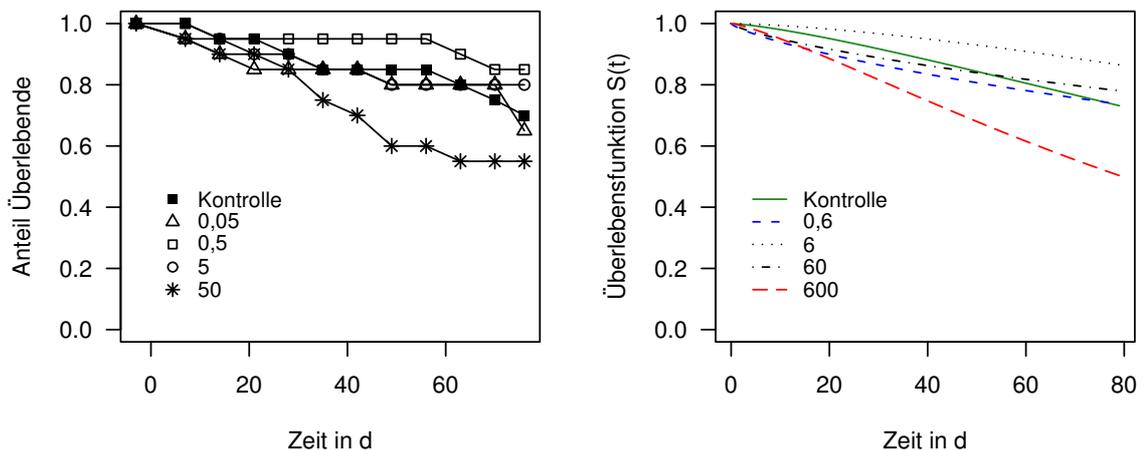


**Abbildung 3.2:** Überlebenskurven der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

**Tabelle 3.6:** Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) an die Überlebensdaten aus Tabelle 3.5 (Experiment Terbutryn), Werte der Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$ ,  $r^2$  und Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3)

Ansatz	$\alpha$	$\beta$	$r^2$	$\tilde{t}$
K	1,33	0,000935	0,734	144
0,6	0,77	0,010558	0,190	229
6	1,51	0,000197	0,418	223
60	0,76	0,008951	0,617	306
600	1,26	0,002789	0,870	80

nachgewiesen werden. Die weiterführende Auswertung der Überlebensdaten der adulten Gammariden ergab eine deutlich geringere Überlebenszeit (Median) und eine steiler abfallende Überlebensfunktion bei den adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen der Fließrinne 600 ( $c_{eff} = 289 \mu\text{g l}^{-1}$ ) im Gegensatz zu allen anderen Ansätzen. Ursache der erhöhten Sterblichkeit könnte die im Vergleich zu den anderen Fließbrinnen schlechtere Nahrungsversorgung gewesen sein. *G. fossarum* ernährt sich außer von den angebotenen Blattscheiben (nicht mit Substanz belastet, vgl. 2.2.5.1) zusätzlich von Aufwuchs (*grazing*, eigene Beobachtungen). Bei einer Effektivkonzentration von  $2 \mu\text{g l}^{-1}$  (Fließrinne 6) kam es zu einer Verringerung des Aufwuchses (Trockenmasse). Eine Schädigung der festsitzenden, fädigen Grünalgen (*Cladophora*) wurde ab  $0,1 \mu\text{g l}^{-1}$  nachgewiesen (Jungmann *et al.* 2001a). Besonders drastisch war dieser Effekt in der Fließrinne der höchsten Konzentration ( $c_{eff} = 289 \text{ mg l}^{-1}$ ): das Sediment in dieser Fließrinne war nahezu frei von



**Abbildung 3.3:** Überlebenskurven und zugehörige Überlebensfunktionen der adulten Gammariden (P-Generation) in den Expositionsgefäßen der Fließbrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

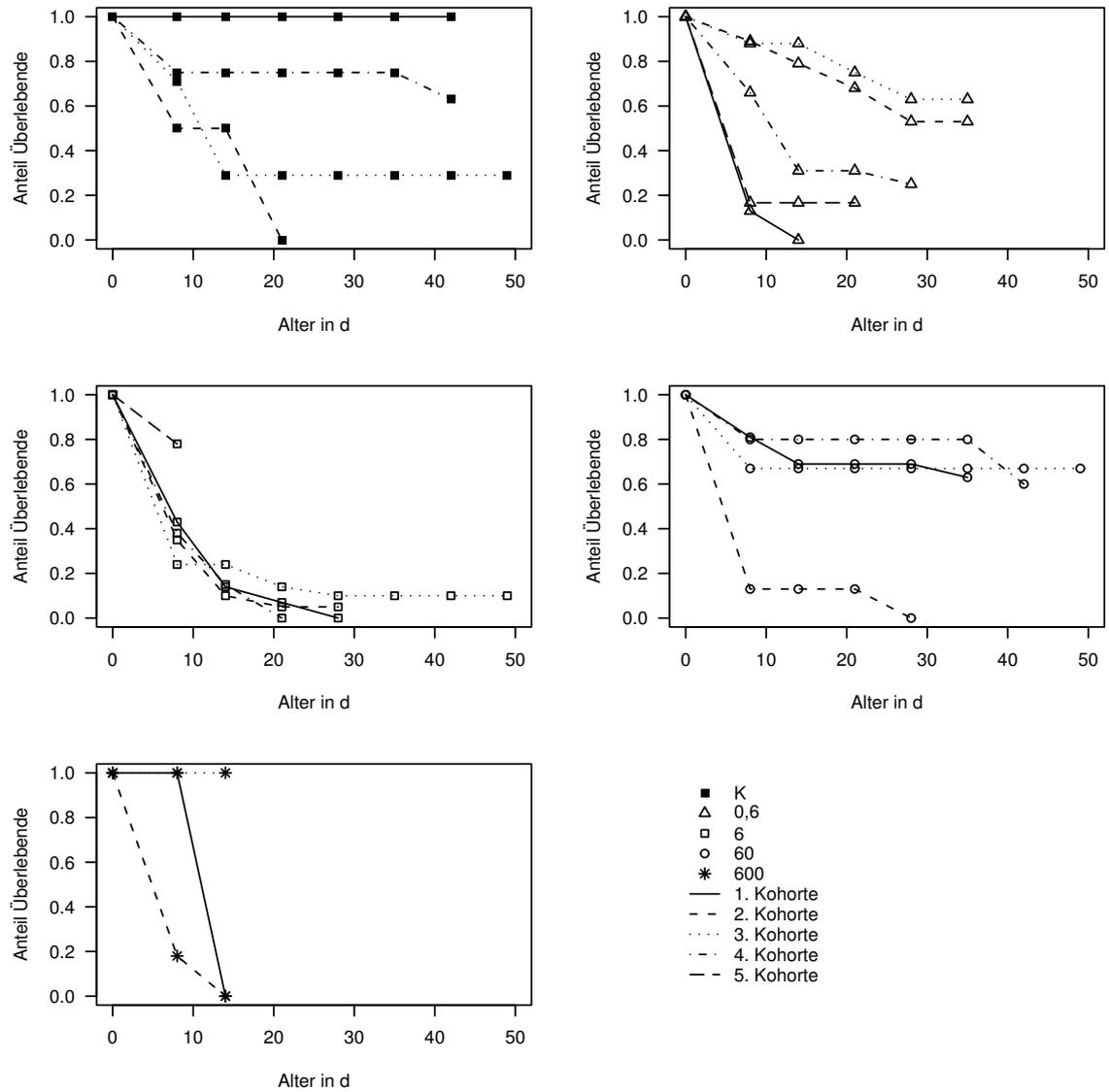
Aufwuchs und *Cladophora*. Die Folge war ein qualitativ anderes Nahrungsangebot als in den anderen Fließbrinnen (fehlender Aufwuchs).

Untersuchungen zur Bedeutung des Blattmaterials als Nahrungsquelle für Gammariden sind in der Fachliteratur zahlreich dokumentiert (Bärlocher 1982; Bick 1959; Graça *et al.* 1993; Haeckel *et al.* 1973; Willoughby und Sutcliffe 1976). Dagegen ist relativ wenig bekannt über die Bedeutung von Algen als Nahrung für Gammariden. Moore (1975) untersuchte den Darminhalt von *G. pulex* und fand, dass etwa 3 bis 5 % des ingestierten Materials Algen (hauptsächlich Diatomeen) sind. Auch Detritus wurde bei allen Untersuchungen im Darm gefunden. Auch bei *G. fossarum* wurde in den Fließbrinnen *grazing* beobachtet. Es ist anzunehmen, dass auch *G. fossarum* Diatomeen und Detritus aufnimmt. Wenn dieser Aufwuchs nicht vorhanden ist, wie in der Fließrinne mit der höchsten Konzentration, dann fehlt ein wichtiger Teil der Nahrung und das könnte zur erhöhten Sterblichkeit beigetragen haben. Das kann als ein indirekter Effekt des Herbizids Terbutryn (Veränderung des Nahrungsangebots) auf den Parameter Überleben der adulten Gammariden bewertet werden.

### 3.2.4.2 Überleben der juvenilen Gammariden

In den Expositionsgefäßen der Fließbrinnen K (Kontrolle), 0,6, 6, 60 und 600 wurden jeweils bis zu 5 Kohorten juveniler Gammariden beobachtet. Das Überleben der juvenilen Gammariden dieser Kohorten wurde separat in kleinen Expositionsgefäßen bestimmt. Die Abbildung 3.4 zeigt den relativen Anteil der Überlebenden in den einzelnen Kohorten. Die Kohorten der Kontrolle erreichten ein Alter von 21 (Kohorte 2), 42 (Kohorte 1 und Kohorte 4) und 49 (Ko 3) Tagen. Der relative Anteil der Überlebenden lag zwischen 0 % (Kohorte 2) und 100 % (Kohorte 1). Die Kohorten der Fließrinne 0,6 erreichten ein Alter von 14 (Kohorte 1), 21 (Kohorte 5), 28 (Kohorte 4) und 35 (Kohorte 2 und Kohorte 3) Tagen. Der relative Anteil der Überlebenden lag zwischen 0 % (Kohorte 1) und 63 % (Kohorte 3). Die Kohorten der Fließrinne 6 erreichten ein Alter von 8 (Kohorte 5), 21 (Kohorte 4), 28 (Kohorte 1 und Kohorte 2) und 49 (Kohorte 3) Tagen. Der relative Anteil der Überlebenden lag zwischen 0 % (Kohorte 1 und Kohorte 4) und 78 % (Kohorte 5). Die Kohorten der Fließrinne 60 erreichten ein Alter von 28 (Kohorte 2), 35 (Kohorte 1), 42 (Kohorte 4) und 49 (Kohorte 3) Tagen. Der relative Anteil der Überlebenden lag zwischen 0 % (Kohorte 2) und 67 % (Kohorte 3). Die Kohorten der Fließrinne 600 erreichten ein Alter von 14 (Kohorte 1, Kohorte 2 und Kohorte 3). Der relative Anteil der Überlebenden lag zwischen 0 % (Kohorte 1 und Kohorte 2) und 100 % (Kohorte 3). Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ( $EC_{50}$ ) bezüglich des Parameters Überleben (Anzahl der überlebenden juvenilen Gammariden zum Versuchsende) konnte nicht nachgewiesen werden. Der Anteil der Überlebenden in der Kontrolle zum Versuchsende war zwischen 0 % und 100 % und variiert damit über das gesamte mögliche Spektrum des Überlebens (0 bis 100 %). Auffällig ist der etwas steilere Verlauf der Überlebenskurven

### 3 Ergebnisse und Diskussion



**Abbildung 3.4:** Überlebenskurven der juvenilen Gammariden in den kleinen Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

in der Fließrinne 600 ( $c_{eff} = 289 \text{ mg l}^{-1}$ ) im Vergleich zu den anderen Überlebenskurven. Juvenile Gammariden bevorzugten FPOM (Pieper 1978) als Nahrung. In Folge des geringen Aufwuchses in dieser Fließrinne ging auch die Menge an FPOM zurück. Damit reduziert sich das Nahrungsangebot für juvenile Gammariden, was zu erhöhter Sterblichkeit (steilere Überlebenskurven) geführt haben könnte. Das kann ein indirekter Effekt des Herbizids Terbutryn (Veränderung des Nahrungsangebots) auf den Parameter Überleben der juvenilen Gammariden sein.

### 3.2.4.3 Reproduktion

Präkopula-Stadien und juvenile Nachkommen als Zeichen reproduktiver Aktivität der adulten Gammariden konnten in allen Expositionsgefäßen nachgewiesen werden. Die Tabelle 3.7 zeigt die Anzahl der gezählten Präkopula-Stadien in den Expositionsgefäßen. Es konnten während der Versuchszeit in allen Expositionsgefäßen Präkopula-Stadien beobachtet werden. Die Summe aller beobachteten Präkopula-Stadien über den gesamten Versuchszeitraum betrug zwischen 8 und 20. Es konnte eine  $EC_{50} = 198 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$  (Effektivkonzentration) bezüglich des Parameters Präkopula (Summe der Präkopula-Stadien zum Versuchsende) berechnet werden. Dieser  $EC_{50}$ -Wert liegt zwischen den Effektivkonzentrationen 27 und  $289 \text{ } \mu\text{g l}^{-1}$  (Fließrinnen 60 und 600). Die theoretisch mögliche Anzahl der Präkopula-Stadien ist grundsätzlich durch die Anzahl der adulten Gammari-

**Tabelle 3.7:** Anzahl der Präkopula-Stadien in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

Zeit in d	K		0,6		6		60		600	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
-3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	1	1	1	2	1	4	2	2	0
14	2	1	2	2	2	1	2	3	1	2
21	3	2	2	2	1	2	1	2	1	1
28	3	3	2	1	0	2	2	1	0	2
35	2	2	4	1	2	2	1	2	0	0
42	2	1	1	2	2	1	2	2	1	1
49	2	0	3	1	0	2	1	3	1	1
56	2	2	1	0	0	3	0	1	0	1
63	1	1	2	0	2	3	3	1	0	0
70	1	2	2	2	2	1	2	1	1	0
77	2	2	2	1	0	2	1	2	1	1
Summe	20	17	22	13	13	20	19	20	8	9

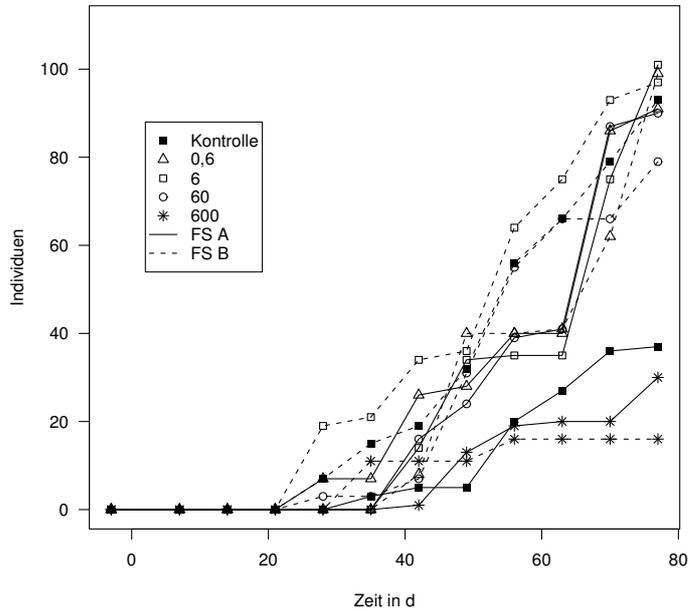
den bestimmt. Es wird angenommen, daß die verringerte Anzahl der Präkopula-Stadien eine Folge der höheren Sterblichkeit der adulten Gammariden (vgl. Tabelle 3.5) ist. Es standen weniger adulte Gammariden für Präkopula-Stadien zur Verfügung als zum gleichen Zeitpunkt in den Expositionsgefäßen der anderen Fließrinnen. Der mit einer  $EC_{50}$  ( $c_{eff} = 198 \text{ mg l}^{-1}$ ) charakterisierte Effekt (verminderte Anzahl der Präkopula-Stadien) ist demnach eine Folge der erhöhten Sterblichkeit der adulten Gammariden. Bezüglich des Parameters Überleben der adulten Gammariden konnte aber keine  $EC_{50}$  ermittelt werden. Dieses Beispiel zeigt, daß es möglich ist Effekte (wie die erhöhte Sterblichkeit der adulten Gammariden) indirekt durch die Erfassung anderer (empfindlicherer) Parameter (wie die Anzahl der Präkopula-Stadien) zu erkennen.

Die Abbildung 3.5 zeigt Anzahl der juvenilen Gammariden (Summenkurven – Bruttosumme ohne Berücksichtigung der Mortalität, Meßdaten Tabelle A.7), die im Verlauf des Versuches in den Expositionsgefäßen gezählt wurden. Die wenigsten Nachkommen wurden in der Fließrinne K und 600 produziert (zwischen 16 und 30 Juvenile). Der Verlauf der Summenkurven dieser Fließrinnen ist am flachsten. Weiterhin ist zu sehen, daß juvenile Gammariden in den Expositionsgefäßen der Fließrinnen K, 0,6, 6 und 60 nach 28 Tagen beobachtet werden konnten, das bedeutet der Zeitraum von der Präkopula-Bildung bis zum Schlupf betrug etwa 28 Tage. In den Expositionsgefäßen der Fließrinne 600 (FS B) wurden juvenile Gammariden das erste Mal nach 35 Tagen beobachtet. Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ( $EC_{50}$ ) bezüglich des Parameters Anzahl Juvenile (Bruttosumme der juvenilen Gammariden zum Versuchsende) konnte nicht nachgewiesen werden. Die sehr niedrige Anzahl juveniler Nachkommen in der Kontrolle (FS A) ist vergleichbar mit der Anzahl juveniler Nachkommen in den höchsten Konzentrationen. Die Ursache für erniedrigten Wert in der Kontrolle ist nicht bekannt. Die geringe Anzahl an produzierten Nachkommen in der Fließrinne 600 ist als Folge der erhöhten Sterblichkeit der adulten Gammariden zu interpretieren. Es standen zum gleichen Zeitpunkt weniger Gammariden für die Reproduktion zur Verfügung als in den anderen Expositionsgefäßen.

#### 3.2.5 Populationen in den Fließrinnen

Aus der Anzahl der zu Versuchsbeginn in die Fließrinnen eingesetzten adulten Gammariden und der zum Versuchsende wiedergefundenen adulten und juvenilen Gammariden läßt sich die Populationsänderungsrate  $r$  berechnen (Gl. 2.8). Die Tabelle 3.8 zeigt die Anzahl der adulten Gammariden (P), die Anzahl der juvenilen Nachkommen (F1), die Gesamtpopulation (P+F1) und die Populationsänderungsrate  $r$  in den Fließrinnen (FS A und FS B zusammengefaßt) zu Beginn ( $t_0 = -3$ ) und Ende ( $t_1 = 76$ ) des Experiments. Bezüglich der Population in der Fließrinne liegen Daten nur für Beginn ( $t_0 = -3$ ) und Ende ( $t_1 = 76$ ) des Experiments vor. In jede Fließrinne wurden 20 adulte Gammariden (10 Männchen und 10 Weibchen) eingesetzt. Von diesen adulten Gammariden überlebten 16

### 3.2 Experiment mit dem Herbizid Terbutryn



**Abbildung 3.5:** Summenkurven der Juvenilen, Brutto-  
summe (ohne Berücksichtigung der Mortalität) in den  
Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K,  
0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

**Tabelle 3.8:** Adulte Gammariden (P), Anzahl der juvenilen Nachkommen  
(F1), Gesamtpopulation (P+F1) und Populationsänderungsrate  $r$  in den  
Fließrinnen (FS A und FS B zusammengefaßt) zu Beginn ( $t_0 = -3$ ) und  
Ende ( $t_1 = 76$ ) des Experiments mit Terbutryn

Ansatz	$N_{t_0}$			$N_{t_1}$			$r$
	P	F1	P+F1	P	F1	P+F1	
K	20	0	20	16	81	97	0,020
0,6	20	0	20	17	27	44	0,010
6	20	0	20	12	84	96	0,020
60	20	0	20	12	41	53	0,012
600	20	0	20	3	0	3	-0,024

(80 %) in der Fließrinne K, 17 (85 %) in 0,6, 12 (60 %) in 6 und 60 sowie 3 (15 %) in 600. Für die Populationen in den Fließrinnen der Kontrolle, 0,6, 6 und 60 konnte Reproduktion beobachtet werden: zum Versuchsende wurden in allen dieser Fließrinnen juvenile Gammariden gefunden. Für die Population in der Fließrinne 600 konnte keine Reproduktion nachgewiesen werden: in dieser Fließrinne wurden zum Versuchsende keine juvenilen Gammariden gefunden. Mit der Populationsänderungsrate  $r$  kann eine Aussage über Populationswachstum oder -verlust getroffen werden. In den Fließrinnen K, 0,6, 6 und 60 war  $r$  stets positiv zwischen 0,01 und 0,02, daß heißt die Population ist gewachsen. In der Fließrinne 600 war  $r$  negativ (-0,024), daß bedeutet Abnahme der Population. Eine deskriptive Betrachtung der Ergebnisse läßt einen Effekt des Herbizids Terbutryn auf die Populationsentwicklung in der Fließrinne 600 ( $c_{eff} = 289 \text{ mg l}^{-1}$ ) vermuten. Dies bezieht sich auf die Anzahl der überlebenden adulten und juvenilen Gammariden und zeigt sich in der resultierenden negativen  $r = -0,024$  im Gegensatz zu stets positiven  $r$ -Werten in den anderen Fließrinnen. Bestätigt wird diese Vermutung durch die Beobachtungen in den Expositionsgefäßen der entsprechenden Fließrinnen. Die Auswertung der Parameter Überleben der adulten und juvenilen Gammariden, Summe der Präkopula-Stadien und Bruttosumme der juvenilen Gammariden zum Versuchsende zeigte ebenfalls Effekte in der höchsten Konzentration. Weitere Organismen in der Fließrinne waren *L. variegatus* und *A. aquaticus*. *L. variegatus* reagierte bezüglich des Populationswachstums empfindlicher. Eine Hemmung des Populationswachstums um 50 % wurde ab einer  $c_{eff} = 2 \text{ mg l}^{-1}$  (Fließrinne 6) nachgewiesen. *A. aquaticus* zeigte bei derselben Konzentration eine Verhaltensänderung, die als Folge des geringen Futterangebots (FPOM) gewertet wird. Zwischenartliche Konkurrenz, als ein weiterer Einflußfaktor auf die Populationsentwicklung, wurde aufgrund der geringen Besatzdichten ausgeschlossen.

### 3.3 Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb

#### 3.3.1 Konzentration von Fenoxycarb im Wasser

Die Ergebnisse der Fenoxycarb Analysen (Tabelle 3.9) zeigen, daß eine Stunde nach der Applikation ( $t = 0$ ) die Nominalkonzentrationen annähernd erreicht wurden, wobei in der Fließrinne 0,05 nur etwa 50 % der Nominalkonzentration gemessen wurde. Im weiteren Verlauf des Experiments konnte zum Zeitpunkt  $t = 5$  in den Fließrinnen 0,05 und 0,5 Fenoxycarb im Wasser nicht mehr nachgewiesen werden. In der Fließrinne 5 und 50 wurden noch 0,45 und  $26,22 \mu\text{g l}^{-1}$  Fenoxycarb bestimmt. Zum Zeitpunkt  $t = 12$  wurde Fenoxycarb nur noch in der Fließrinne 50 mit einer Konzentration von  $0,15 \mu\text{g l}^{-1}$  gemessen. Danach war im Wasser aller Fließrinnen Fenoxycarb nicht mehr nachweisbar (Nachweisgrenze  $0,5 \text{ ng l}^{-1}$ ). Im Wasser der Kontrolle wurde Fenoxycarb zu keinem Zeitpunkt nachgewiesen (Jungmann *et al.* 2001d). Aufgrund der sehr schnellen Abnahme der Fenoxycarbkonzentrationen im Wasser und der gegebenen Probenahmeintervalle er-

**Tabelle 3.9:** Konzentration  $c_{eff}$  von Fenoxycarb im Wasser der Fließbrinnen 0,05, 0,5, 5 und 50, ab dem Zeitpunkt  $t = 26$  wurden keine Messungen mehr durchgeführt, aus Jungmann *et al.* (2001d)

Zeit in d	$c_{eff}$ in $\mu\text{g l}^{-1}$			
	0,05	0,5	5	50
0	0,02	0,56	4,42	53,8
5	n. n.	n. n.	0,45	26,22
12	n. n.	n. n.	n. n.	0,15
19	n. n.	n. n.	n. n.	n. n.
26	n. n.	n. n.	n. n.	n. n.

n. n.: nicht nachweisbar

gab sich eine zu geringe Datenmenge, um eine detaillierte Abbaukinetik für alle Fließbrinnen zu berechnen. Studien mit radioaktiv markiertem Fenoxycarb haben gezeigt, daß die schnelle Abnahme von Fenoxycarb in der Wasserphase durch eine Verlagerung der Substanz in das Sediment verursacht wird (Syngenta Crop Protection AG, Basel, Schweiz). Es werden Halbwertszeiten ( $DT_{50}$ ) von 2,7 d (Standgewässer) und 1,3 d (Fließgewässer) angegeben. In Sullivan (2000) wird eine  $DT_{50}$  von 4 d (Sediment-Wasser-Systems) angegeben. Das entspricht etwa dem Zeitraum von 5 Tagen, nach dem in der Fließrinne 50 noch etwa 25 % der Konzentration vom Tag 0 gemessen wurde. Die  $LC_{50}$  (nominal, 96 h) für adulte und juvenile Gammariden beträgt 3,42 und 1,39  $\text{mg l}^{-1}$  (Gildemeister 2000). Diese  $LC_{50}$ -Werte sind um den Faktor 65 (adulte Gammariden) und 26 (juvenile Gammariden) höher als die gemessene Konzentration in der Fließrinne 50 am Tag 0 (53  $\mu\text{g l}^{-1}$ ). Eine akute toxische Wirkung von Fenoxycarb auf *G. fossarum* war daher nicht zu erwarten.

### 3.3.2 Chemische und physikalische Parameter

In Tabelle 3.10 sind die Mediane, die maximalen und die minimalen Werte der chemisch-physikalischen Variablen des Wassers in den Fließbrinnen zusammengestellt. Eine Beeinträchtigung der Gammariden durch Extremwerte der chemisch-physikalischen Parameter Sauerstoff, pH-Wert, Leitfähigkeit und Wassertemperatur konnte ausgeschlossen werden. Es sind in keinem Fall Konzentrationen bestimmt worden, die für die Entwicklung der Organismen kritisch waren. In den folgenden Abschnitten werden die wesentlichen Ergebnisse der Messungen der chemischen und physikalische Variablen dargestellt. Eine detaillierte Darstellung, insbesondere der zeitlichen Verläufe, ist in Jungmann *et al.* (2001d) zu finden.

### 3 Ergebnisse und Diskussion

**Tabelle 3.10:** Übersicht der Meßergebnisse der chemisch-physikalischen Variablen in den Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb), Angabe der Meßwerte: Median (Maximum; Minimum)

Meßgröße	Einheit	K	0,05	0,5	5	50
Sauerstoff	mg/l	10,1 (9,0; 11,8)	10,1 (8,8; 11,1)	10,2 (8,9; 11,4)	10,1 (8,9; 13,6)	10,2 (9,0; 11,4)
Sauerstoff	%	99 (90; 112)	99 (91; 120)	100 (89; 115)	100 (90; 114)	100 (91; 114)
Temperatur	°C	14,4 (14,0; 14,8)	14,6 (14,3 ; 14,9)	14,3 (14,2; 14,6)	14,1 (12,7; 14,4)	14,2 (13,9; 14,3)
pH	-	8,6 (8,2; 9,1)	8,5 (8,2; 9,1)	8,5 (8,3; 9,2)	8,5 (8,2; 9,1)	8,6 (8,3; 9,2)
Leitfähigkeit	µS cm <sup>-1</sup>	270 (217; 359)	252 (215; 346)	268 (230; 360)	262 (222; 357)	265 (226; 363)
Nitrat-N	mg l <sup>-1</sup>	2,1 (0,3; 5,0)	2,21 (0,3; 4,8)	3 (n. n.; 4,6)	2,6 (n. n.; 5,1)	1,01 (n. n.; 5,0)
Nitrit-N	µg l <sup>-1</sup>	11 (n. n.; 24)	15 (n. n.; 32)	15 (1; 78)	13 (1; 80)	7 (n. n.; 37)
Ammonium	µg l <sup>-1</sup>	22 (n. n.; 76)	24 (n. n.; 110)	27 (n. n.; 14)	27 (6; 57)	19 (n. n.; 66)
ortho-Phospat	µg l <sup>-1</sup>	n. n. (n. n.; 44)	n. n. (n. n.; 54)	n. n. (n. n.; 41)	n. n. (n. n.; 56)	n. n. (n. n.; 46)
Silikat-Si	mg l <sup>-1</sup>	0,5 (n. n.; 2,4)	1,1 (n. n.; 2,5)	0,7 (n. n.; 2,4)	0,7 (n. n.; 2,5)	0,5 (n. n.; 2,8)
DOC	mg l <sup>-1</sup>	5,8 (1,9; 9,9)	7,5 (2,2; 15,1)	6 (2,4; 13,2)	7,8 (2,2; 11,9)	5,6 (2,2; 7,8)

n. n.: nicht nachweisbar

#### Sauerstoffkonzentration und -sättigung

Die Sauerstoffkonzentrationen waren vor der Applikation von Fenoxycarb im Wasser der Fließrinnen vergleichbar und zeigten auch nach der Applikation nur geringfügige Unterschiede. Sauerstoff war im Wasser der Fließrinnen immer ausreichend vorhanden. Die Werte für die Sauerstoffsättigung lagen zwischen 89 % (Fließrinne 0,5) und 114 % (Fließrinnen 5 und 50). Aufgrund der Sedimenthöhe und -zusammensetzung wird angenommen, daß auch im Porenwasser des Sediments ausreichend Sauerstoff war. Die kritische Untergrenze der Sauerstoffkonzentration von 5 mg l<sup>-1</sup> (Vobis 1973) wurde in keiner Fließrinne erreicht.

### **Wassertemperatur**

Der Mittelwert der Wassertemperatur aller Fließbrinnen (etwa 14,3 °C) lag geringfügig unterhalb des Sollwertes von 15 °C. Die statistische Auswertung der Daten (H-Test nach Kruskal-Wallis) ergab signifikante Unterschiede zwischen allen 5 Fließbrinnen. Die maximale Differenz der Mediane betrug 0,5 °C. Es ist nicht davon auszugehen, daß dieser geringe Unterschied der Wassertemperatur die Entwicklung der Organismen entscheidend beeinflusst hatten. Der optimale Bereich für die Wassertemperatur (5 bis 19 °C; Pöckl und Humpesch 1990) wurde in allen Fließbrinnen eingehalten.

### **Leitfähigkeit und pH-Wert**

Kritische Leitfähigkeits- und pH-werte wurden im Verlauf des Experiments nicht erreicht (vgl. Angaben in Brehm und Meijering 1982; Deichner und Foeckler 1990; Foeckler und Schrimppff 1985; Pöckl 1993). Die pH-Werte zeigten keine großen Schwankungen. Der pH-Wert betrug in allen Fließbrinnen im Mittel 8,6. Die geringe Schwankungsbreite des pH-Wertes ist auf ein gutes Pufferungsvermögen des Fließbrinnensystems zurückzuführen. Es wurden Leitfähigkeitswerte zwischen 215  $\mu\text{S cm}^{-1}$  (Minimum in Fließrinne 0,05) und 363 (Maximum in Fließrinne 50) gemessen. Die statistische Auswertung der Daten (H-Test nach Kruskal-Wallis) ergab keine signifikanten Unterschiede.

### **Nitrat-, Nitrit, Ammonium- und Phosphatkonzentration**

Auch hinsichtlich der Parameter Nitrat, Nitrit, Ammonium und ortho-Phosphat wurden keine extremen Werte erreicht. Im Experiment wurden vergleichbare Werte dieser Parameter gemessen, wie sie auch im Freiland charakteristisch für Fließgewässer mit *G. fossarum*-Vorkommen sind (Brehm und Meijering 1982; Deichner und Foeckler 1990; Foeckler und Schrimppff 1985; Pöckl 1993).

### **Silizium- und DOC-Konzentration**

Die Siliziumkonzentrationen des Wasser in den Fließbrinnen entsprachen im Mittel denen von europäischen Fließgewässern (Allan 1995) mit einer vergleichbaren Dynamik (Brehm und Meijering 1990). Der Jahresgang der Siliziumkonzentration im Wasser eines Baches (1 bis 8  $\text{mg l}^{-1}$ ; Brehm und Meijering 1990) ist vergleichbar mit dem Verlauf, der im Experiment beobachtet wurde. Für kleine unbelastete Fließgewässer wurden DOC-Werte von etwa 1 bis 4  $\text{mg l}^{-1}$  gemessen. Maximale Werte von über 10  $\text{mg l}^{-1}$  treten dabei seltener auf (Allan 1995). Im Vergleich dazu wurden in den Fließbrinnen geringfügig höhere Werte gemessen (5,6 bis 7,8  $\text{mg l}^{-1}$ ). Unterschiede, wie sie im Verlauf des Experiments an aufeinander folgenden Meßterminen beobachtet wurden, sind nicht ungewöhnlich. Unterschiede von bis zu 40 % sind im Tagesgang von Freilandbächen gemessen wurden (Allan 1995). Durch Abbauprozesse des CPOM/FPOM und durch Exsudate<sup>4</sup> des Periphytons steigt der DOC-Gehalt in den Fließbrinnen. Gleichzeitig führt die

---

<sup>4</sup>Ausgeschiedene organische Stoffe (Uhlmann und Horn 2001)

Aktivität von heterotrophen Mikroorganismen zur Abnahme des DOC (Jungmann *et al.* 2001d).

#### 3.3.3 Verhalten der Organismen zum Zeitpunkt der Applikation

Zum Zeitpunkt der Applikation mit Fenoxycarb ( $t = 0$ ) und in der folgenden Stunde wurde das Verhalten der Organismen in den Expositionsgefäßen und den Fließrinnen beobachtet. Ein auffälliges Verhalten der Gammariden, wie zum Beispiel verstärkte Drift als Folge einer Fluchtreaktion oder *catastrophic drift* (Hughes 1970; Liess *et al.* 1993; Waters 1965), wurde nicht beobachtet. Auch eine verstärkte stromaufwärts Bewegung der Gammariden (*upstream movement*) als Vermeidungsverhalten ungünstiger abiotischer Bedingungen (Hayden und Clifford 1974; Olsson und Söderström 1978, zitiert nach Söderström 1987) wurde nicht festgestellt.

#### 3.3.4 Populationen in den Expositionsgefäßen

##### 3.3.4.1 Überleben der adulten Gammariden

In Tabelle 3.11 ist die Anzahl der überlebenden adulten Gammariden (P-Generation) in den Expositionsgefäßen dargestellt. In den Expositionsgefäßen der Fließrinne K überlebten 30 %, der Fließrinne 0,05 (FS A) 20 %, der Fließrinne 5 10 % und der Fließrinne 50 (FS A) 10 % der zu Versuchsbeginn eingesetzten adulten Gammariden bis zum Versuchsende. Im Expositionsgefäß der Fließrinne 0,05 (FS B) waren zum Zeitpunkt  $t = 95$  alle adulten Gammariden gestorben. In den Expositionsgefäßen der Fließrinne 0,5 waren zum Zeitpunkt  $t = 81$  (FS A) und zum Zeitpunkt  $t = 88$  (FS B) alle adulten Gammariden gestorben. Im Expositionsgefäß der Fließrinne 50 (FS B) waren zum Zeitpunkt  $t = 67$  alle adulten Gammariden gestorben. Die Abbildung 3.6 zeigt die grafische Darstellung der Daten aus Tabelle 3.11 (Überlebenskurven).

Die Daten aus Tabelle 3.11 wurden in relative Anteile umgerechnet, die Zeit auf  $t = 0$  normiert und die Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) angepaßt. In Tabelle 3.12 sind die aus der Anpassung erhaltenen Werte für die Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$  der Überlebensfunktion,  $r^2$  und der Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3) dargestellt. Der Median der Überlebenszeit lag zwischen 70 d (Kontrolle) und 43 d (Fließrinne 50). Es ist zu erkennen, daß der Median der Überlebenszeit mit steigender Konzentration geringer wird. Die Abbildung 3.7 zeigt die Überlebenskurven zusammengefaßt (Expositionsgefäße A und B) sowie die zugehörigen Überlebensfunktionen (Werte der Funktionsparameter aus Tabelle 3.12). Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ( $EC_{50}$ ) bezüglich des Parameters Überleben (Anzahl der überlebenden adulten Gammariden zum Versuchsende) konnte nicht nachgewiesen werden. Die weiterführende Auswertung der Überlebensdaten der adulten Gammariden ergab eine geringere Überlebenszeit (Median) und eine steiler abfallende Überlebensfunktion in den Expositionsgefäßen der Fließrinne 50

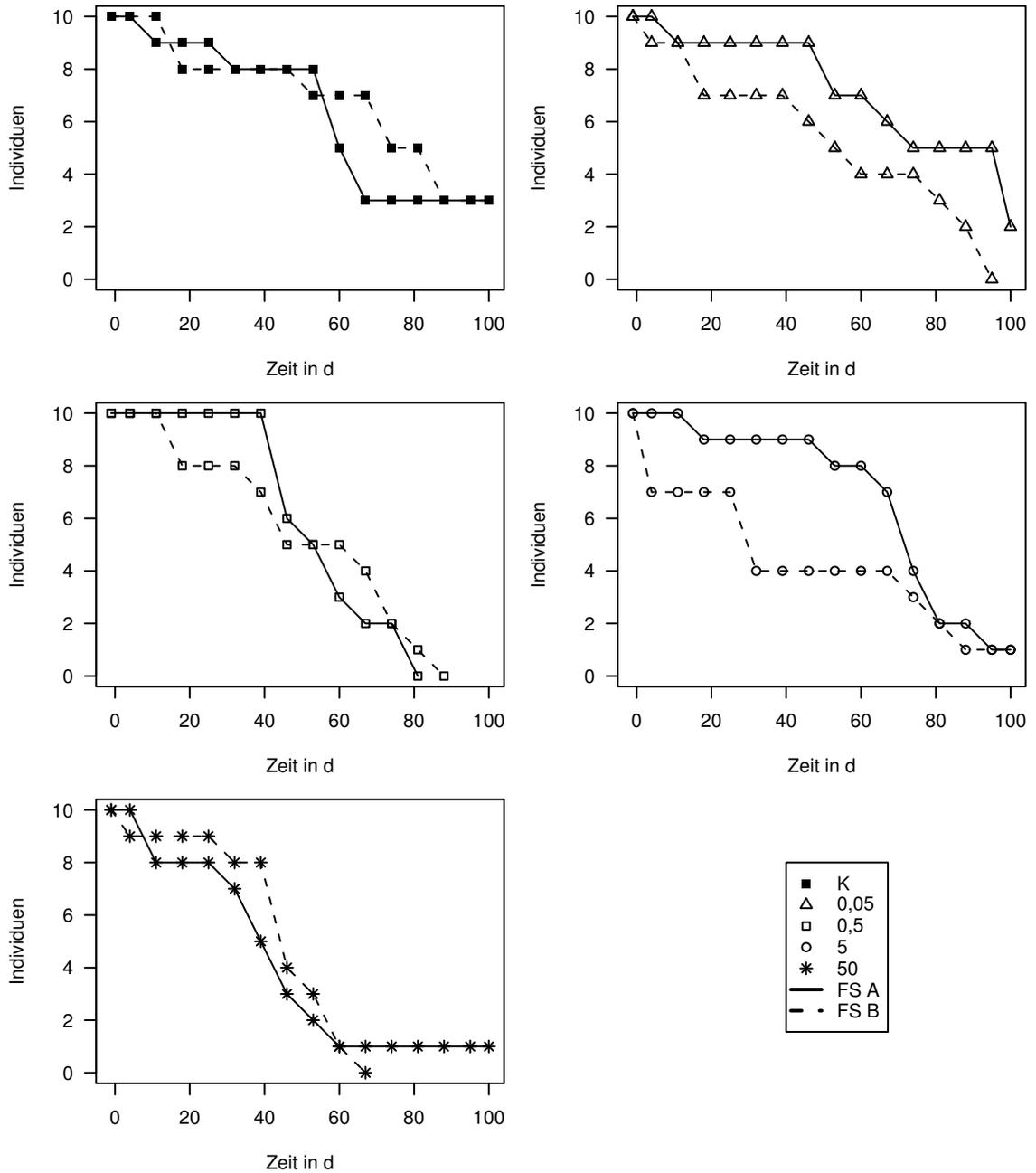
**Tabelle 3.11:** Überlebensdaten der adulten Gammariden in Expositionsgeläßen (FS A und FS B) der Fließbrinnen K, 0,05, 05, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Zeit in d	K		0,05		0,5		5		50	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
-1	10	10	10	10	10	10	10	10	10	10
4	10	10	10	9	10	10	10	7	10	9
11	9	10	9	9	10	10	10	7	8	9
18	9	8	9	7	10	8	9	7	8	9
25	9	8	9	7	10	8	9	7	8	9
32	8	8	9	7	10	8	9	4	7	8
39	8	8	9	7	10	7	9	4	5	8
46	8	8	9	6	6	5	9	4	3	4
53	8	7	7	5	5	5	8	4	2	3
60	5	7	7	4	3	5	8	4	1	1
67	3	7	6	4	2	4	7	4	1	0
74	3	5	5	4	2	2	4	3	1	
81	3	5	5	3	0	1	2	2	1	
88	3	3	5	2		0	2	1	1	
95	3	3	5	0			1	1	1	
100	3	3	2				1	1	1	
	30 %	30 %	20 %	0 %	0 %	0 %	10 %	10 %	10 %	0 %

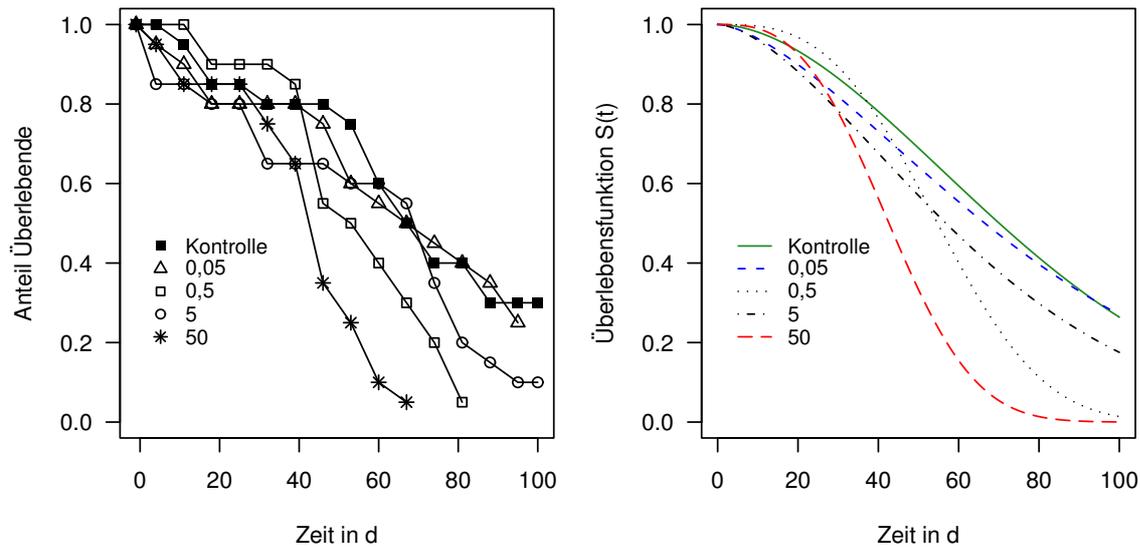
**Tabelle 3.12:** Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) an die Überlebensdaten aus Tabelle 3.11, Werte der Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$ ,  $r^2$  und Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3)

Ansatz	$\alpha$	$\beta$	$r^2$	$\tilde{t}$
K	1,84	0,000278	0,894	70
0,05	1,56	0,000993	0,777	67
0,5	3,02	0,000004	0,935	55
5	1,63	0,000957	0,705	57
50	2,90	0,000013	0,942	43

### 3 Ergebnisse und Diskussion



**Abbildung 3.6:** Überlebenskurven der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)



**Abbildung 3.7:** Überlebenskurven (linke Grafik) und zugehörige Überlebensfunktionen (rechte Grafik) der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

( $c_{nom} = 50 \mu\text{g l}^{-1}$ ) im Gegensatz zu allen anderen Ansätzen. Möglicherweise spielt hierbei die Verlagerung der Substanz in das Sediment eine Rolle (s. 3.3.1). Der Aufwuchs und Detritus waren dadurch mit Substanz belastet. Gammariden die sich, außer von unbelasteten Blattscheiben, zusätzlich von Aufwuchs ernähren und Detritus dabei mit aufnehmen (vgl. 3.2.4.1) sind demzufolge über die Nahrung exponiert. Das könnte zur erhöhten Sterblichkeit geführt haben. Diese Annahme wird unterstützt durch die Untersuchungen mit *E. ignita*. Es konnten Effekte (unvollständige Emergenz und morphologische Abnormalitäten) beobachtet werden, obwohl im Wasser kein Fenoxycarb mehr nachweisbar war (Licht, im Druck).

### 3.3.4.2 Reproduktion

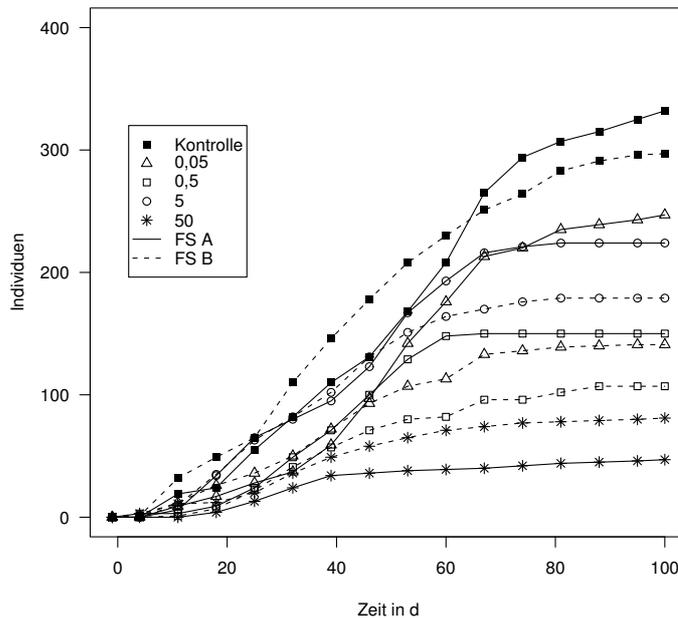
Präkopula-Stadien und juvenile Nachkommen als Zeichen reproduktiver Aktivität der adulten Gammariden konnten in allen Expositionsgefäßen nachgewiesen werden. Die Tabelle 3.13 zeigt die Anzahl der gezählten Präkopula-Stadien in den Expositionsgefäßen. Es konnten während der Versuchszeit in allen Expositionsgefäßen Präkopula-Stadien beobachtet werden. Die Summe aller beobachteten Präkopula-Stadien über den gesamten Versuchszeitraum betrug zwischen 1 und 13. Es konnte eine  $EC_{50} = 18,6 \mu\text{g l}^{-1}$  (Nominalkonzentration) bezüglich des Parameters Präkopula (Summe der Präkopula-Stadien zum Versuchsende) berechnet werden. Dieser  $EC_{50}$ -Wert liegt zwischen den Nominalkonzentrationen 5 und  $50 \mu\text{g l}^{-1}$ . Die Ursache der verringerten Anzahl der Präkopula-

**Tabelle 3.13:** Anzahl der Präkopula-Stadien der P-Generation in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinnen K, 0,05, 05, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Zeit in d	K		0,05		0,5		5		50	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
-1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0
11	0	1	2	1	0	1	1	1	0	0
18	1	0	1	0	3	2	2	0	1	0
25	1	0	0	0	1	1	0	1	0	2
32	2	0	1	1	0	1	2	1	0	2
39	0	0	2	1	0	0	2	0	0	0
46	0	1	2	0	1	0	1	0	0	0
53	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0
60	1	2	2	0	0	0	1	0	0	0
67	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0
74	0	1	1	0	0	0	1	0	0	0
81	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0
88	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
95	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
100	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Summe	8	8	13	3	5	6	10	3	1	4

Stadien wurde bereits unter 3.2.4.3 diskutiert und gilt analog für diese Ergebnisse. Bezüglich des Parameters Überleben der adulten Gammariden konnte auch im Experiment mit Fenoxycarb keine  $EC_{50}$  ermittelt werden. Es zeigt sich auch in diesem Fall, daß es möglich ist Effekte (wie die erhöhte Sterblichkeit der adulten Gammariden) indirekt durch die Erfassung anderer (empfindlicherer) Parameter (wie die Anzahl der Präkopula-Stadien) zu erkennen.

Die Abbildung 3.8 zeigt Anzahl der juvenilen Gammariden (Summenkurven, Berücksichtigung der Mortalität, Meßdaten Tabelle A.8), die im Verlauf des Versuches in den Expositionsgefäßen gezählt wurden. Die wenigsten Nachkommen wurden in der Fließrinne 50 produziert. Der Verlauf der Summenkurven dieser Fließrinnen ist am flachsten. In der Kontrolle wurden die meisten juvenilen Gammariden beobachtet, die Kurven liegen oberhalb der anderen Summenkurven. In den Expositionsgefäßen der Fließrinne 0,5 waren ab Tag  $t = 88$  (FS A) und  $t = 100$  (FS B) keine Nachkommen möglich, da zu diesem Zeitpunkt entweder nur männliche oder weibliche Gammariden in den Expositionsgefäßen waren. Die Summenkurven der Kontrolle und der höchsten Konzentration stellen die beiden Extreme dar. Alle anderen Summenkurven liegen dazwischen und



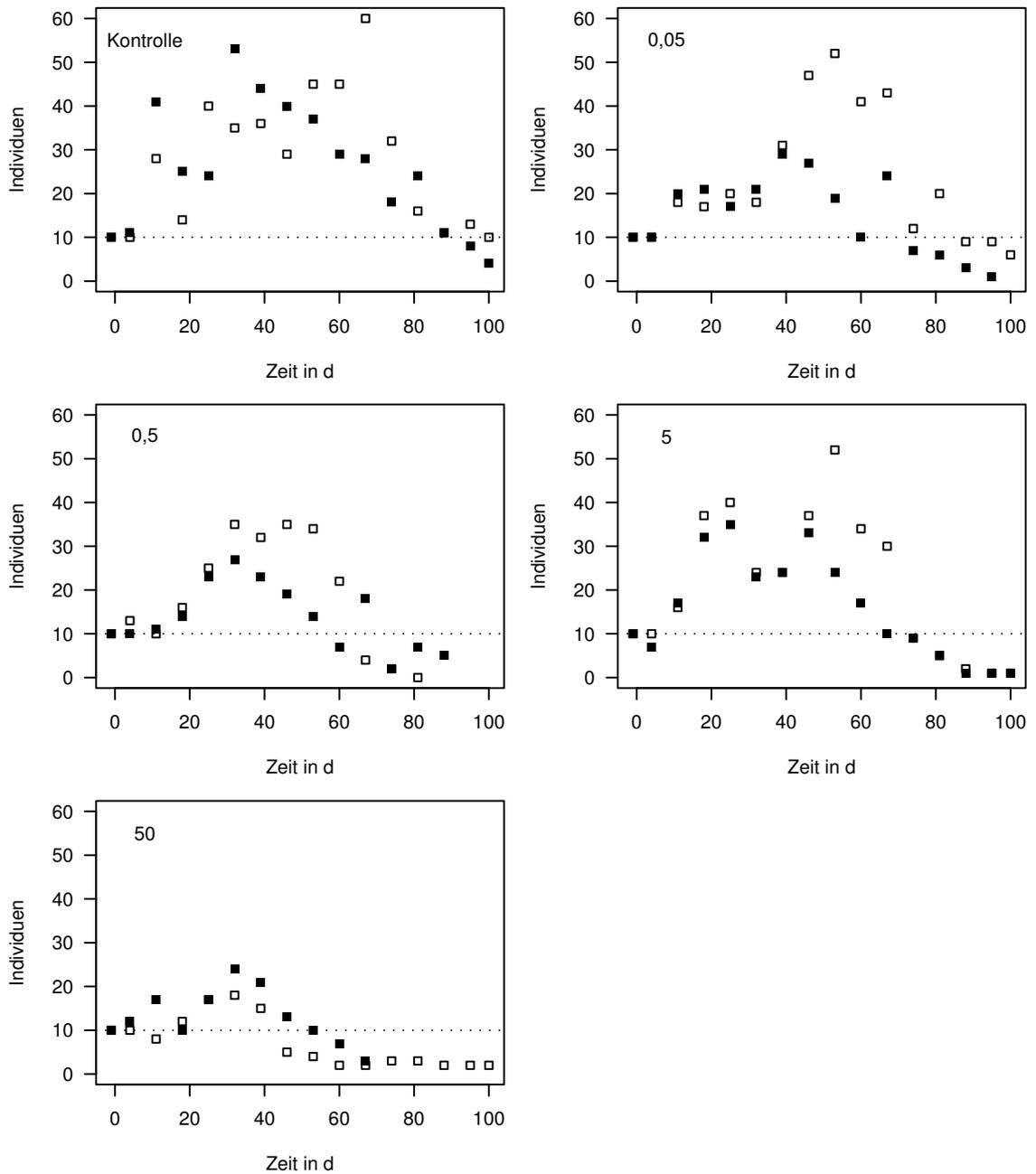
**Abbildung 3.8:** Summenkurven der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb), Mortalität berücksichtigt

überschneiden sich teilweise. Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ( $EC_{50}$ ) bezüglich des Parameters Anzahl Juvenile (Summe der juvenilen Gammariden zum Versuchsende) konnte nicht nachgewiesen werden. Die geringe Anzahl an produzierten Nachkommen in der Fließrinne 50 ist als Folge der erhöhten Sterblichkeit der adulten Gammariden zu interpretieren (vgl. 3.2.4.3). Es standen zum gleichen Zeitpunkt weniger Weibchen für die Reproduktion zur Verfügung als in den anderen Expositionsgefäßen.

### 3.3.4.3 Populationsdynamik in den Expositionsgefäßen

Aus den Werten in Tabelle 3.11 (adulte Gammariden) und Tabelle A.8 (juvenile Gammariden) kann ein anschauliches Bild der Populationsdynamik abgeleitet werden (Abbildung 3.9). Die Summe der Individuen in der Population zum Zeitpunkt  $t$  ergibt sich aus der Anzahl der adulten Gammariden (P-Generation) und der Anzahl der juvenilen Nachkommen (F1-Generation). Die in den Expositionsgefäßen ermittelte Populationsdynamik zeigte grundsätzlich für alle Populationen einen ähnlichen Verlauf. Zu Beginn steigt die Anzahl der Individuen bis zu einem Maximalwert, der etwa bei der halben Gesamtdauer des Experiments erreicht wurde. Anschließend nimmt die Anzahl der Individuen wieder ab. Es wurden maximale Abundanzen von 53 und 60 (Kontrolle), 22 und 52 (0,05), 35

### 3 Ergebnisse und Diskussion



**Abbildung 3.9:** Populationsdynamik in den Expositionsgefäßen FS A (leere Symbole) und FS B (gefüllte Symbole) der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50, gepunktete Linie: Startpopulation (Experiment Fenoxycarb)

und 27 (0,5), 52 und 35 (5) sowie 18 und 24 (50) Individuen erreicht. Erkennbar ist ein Unterschied der Populationsdynamik der Populationen in den Expositionsgefäßen 50 im Vergleich zu den anderen Populationen. Die maximal erreichte Abundanz ist wesentlich geringer. Zum Ende des Experiments war die Anzahl aller Individuen in allen Expositionsgefäßen, außer FS A, geringer als die zu Beginn eingesetzte Startpopulation (vgl. gepunktete Linie in Abbildung 3.9). In keinem Fall wurde ein kontinuierliches positives Populationswachstum bis zum Versuchsende beobachtet. Ursache der veränderten Populationsdynamik in der höchsten Konzentration ist die geringe Anzahl an produzierten Nachkommen. Das ist, wie im Experiment mit Terbutryn, als Folge der erhöhten Sterblichkeit der adulten Gammariden zu interpretieren. Es standen zum gleichen Zeitpunkt weniger Gammariden für die Reproduktion zur Verfügung als in den anderen Expositionsgefäßen.

Kennzeichnend für alle Expositionsgefäße war der ähnliche Verlauf der Populationsdynamik. Es dauert zunächst eine gewisse Zeit bis sich die Tiere reproduzieren, insbesondere wenn, wie in diesem Experiment, alterssynchrone Startpopulationen eingesetzt werden. Wenn die Reproduktion einsetzt, „schießt“ die Population zunächst über ihre Kapazität hinaus und beginnt sich dann auf einem bestimmten Niveau (abhängig von der Kapazitätsgrenze) einzupendeln. Dieser Verlauf ist typisch, wenn Populationen neue Habitate besiedeln (Gotelli 1998; Odum 1983). Es ist wahrscheinlich, dass der experimentelle Zeitraum von 100 Tagen, diese Einschwingphase überlagert. Aussagen zum Verlauf des Wachstums einer Population sind in dieser mehr oder weniger chaotischen Phase sehr unsicher. Für folgende Untersuchungen wären der Einsatz bereits altersstrukturierter Startpopulationen günstiger. Die Dauer der Einschwingphase und die Höhe der Amplitude könnten minimiert werden. Die Aussagen zur Populationsdynamik wären zuverlässiger.

#### 3.3.5 Populationen in den Fließbrinnen

Aus der Anzahl der zu Versuchsbeginn in die Fließbrinnen eingesetzten adulten Gammariden und der zum Versuchsende wiedergefundenen adulten und juvenilen Gammariden läßt sich die Populationsänderungsrate  $r$  berechnen (Gl. 2.8). Die Tabelle 3.14 zeigt die Anzahl der adulten Gammariden ( $P$ ), die Anzahl der juvenilen Nachkommen ( $F1$ ), die Gesamtpopulation ( $P+F1$ ) zu Beginn ( $t_0 = -1$ ) und Ende ( $t_1 = 100$ ) des Experiments und die Populationsänderungsrate  $r$  in den Fließbrinnen (FS A und FS B zusammengefaßt).

Bezüglich der Population in der Fließrinne liegen Daten nur für Beginn ( $t_0 = -1$ ) und Ende ( $t_1 = 101$ ) des Experiments vor. In jede Fließrinne wurden 20 adulte Gammariden (10 Männchen und 10 Weibchen) eingesetzt. Zum Versuchsende wurden in keiner Fließrinne mehr Individuen gefunden als ursprünglich als Startpopulation eingesetzt wurden. In der Fließrinne 50 überlebten 2 der insgesamt 20 eingesetzten adulten Gammariden ( $P$ -Generation). In allen anderen Fließbrinnen wurde keiner der 20 adulten eingesetzten Gammariden wiedergefunden. Die zum Versuchsende gefundene Gamma-

**Tabelle 3.14:** Anzahl der adulten Gammariden (P), Anzahl der juvenilen Nachkommen (F1), Gesamtpopulation (P+F1) zu Beginn ( $t_0 = -1$ ) und Ende ( $t_1 = 100$ ) des Experiments und Populationsänderungsrate  $r$  in den Fließbrinnen (FS A und FS B zusammengefaßt) K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Ansatz	$N_{t_0}$			$N_{t_1}$			$r$
	P	F1	P+F1	P	F1	P+F1	
K	20	0	20	0	8	8	-0,009
0,05	20	0	20	0	2	2	-0,023
0,5	20	0	20	0	0	0	n. b.
5	20	0	20	0	1	1	-0,030
50	20	0	20	2	3	5	-0,014

n. b.: nicht bestimmbar

ridenpopulation setzt sich demzufolge in allen Fließbrinnen (außer 0,5 und 50) aus Tieren der F1-Generation zusammen. Die Populationsänderungsrate  $r$  war in allen Fließbrinnen negativ und schwankt zwischen -0,009 (Kontrolle) und -0.03 (5). Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung bezüglich des Parameters  $r$  ist nicht zu erkennen.

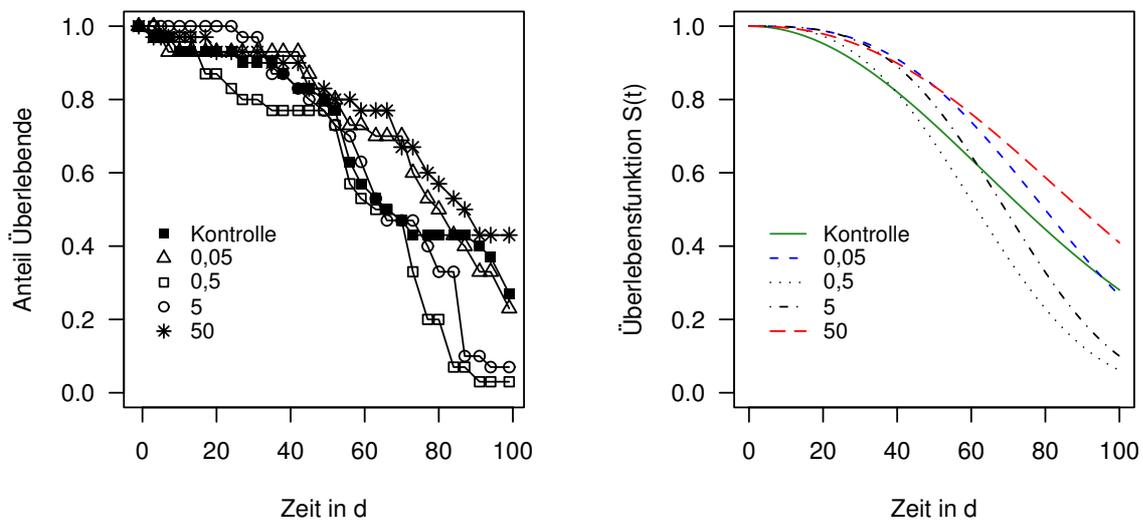
### 3.3.6 Gammariden in den *Multi Tube Traps*

#### 3.3.6.1 Überleben der adulten Gammariden

In jedes MTT wurden 15 adulte Gammaridenpaare eingesetzt. Von diesen insgesamt 30 adulten Gammariden pro MTT überlebten im MTT der Kontrolle (K) 8 Gammariden (27 %), im MTT (0,05) 7 Gammariden (23 %), im MTT (0,5) 1 Gammarid (3 %), im MTT (5) 2 Gammariden (7 %) und im MTT (50) 13 Gammariden (43 %) bis zum Versuchsende (Rohdaten Tabelle A.11). Diese Daten wurden in relative Anteile umgerechnet, die Zeit auf  $t = 0$  normiert und die Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) angepaßt. In Tabelle 3.15 sind die aus der Anpassung erhaltenen Werte für die Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$  der Überlebensfunktion,  $r^2$  und der Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3) dargestellt. Der Median der Überlebenszeit lag zwischen 90 d (MTT 50) und 62 d (MTT 0,5). Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ist nicht zu erkennen. Die Abbildung 3.10 zeigt die Überlebenskurven zusammengefaßt sowie die zugehörigen Überlebensfunktionen (Werte der Funktionsparameter aus Tabelle 3.15). Die Daten aus den MTT sind Ergebnisse der Beobachtungen einzelner Gammariden-Paare. Ein direkter Vergleich mit den Ergebnissen der Populationsbeobachtungen ist nicht zulässig. Jedoch können die Ergebnisse ergänzende Hinweise zur Diskussion der Populationsbeobachtungen liefern. Vergleicht man die Überlebenskurven der adulten Gammariden in den Expositionsgefäßen (s. Ab-

**Tabelle 3.15:** Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) an die Überlebensdaten aus Tabelle A.11 (MTT), Werte der Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$ ,  $r^2$  und Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3), Experiment Fenoxycarb

Ansatz	$\alpha$	$\beta$	$r^2$	$\tilde{t}$
K	2,03	0,000111	0,963	74
0,05	2,89	2,2E-06	0,978	80
0,5	2,87	5,1E-06	0,959	62
5	3,26	7,0E-07	0,985	69
50	2,32	2,05E-05	0,982	90



**Abbildung 3.10:** Überlebenskurven (linke Grafik) und zugehörige Überlebensfunktionen (rechte Grafik) der adulten Gammariden in den MTT der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

bildung 3.7) und den MTT, dann fällt auf, daß insgesamt ein etwas besseres Überleben der adulten Gammariden in den MTT erreicht wurde. Möglicherweise könnte das bessere Überleben futterbedingt sein. Sowohl die Tiere in den Expositionsgefäßen als auch in den MTT erhielten unbelastetes Blattmaterial als Futter. In den Expositionsgefäßen hatten die Tiere zusätzlich die Möglichkeit, mit Fenoxycarb belasteten Aufwuchs und Detritus zu fressen, was zu einer zusätzlichen Belastung der Tiere mit Fenoxycarb geführt und die Sterblichkeit erhöht haben könnte. Dagegen war in den MTT die Bildung von Aufwuchs und Detritus verhältnismäßig gering, so daß diese Nahrungsquelle für die Gammariden weniger bedeutend war. In gesonderten Experimenten sollte untersucht werden, ob sich die unterschiedlichen Habitate (Expositionsgefäß mit Sediment, MTT ohne Sediment) sowie die damit verbundenen Faktoren Habitatvolumen, Sedimentation und Aufwuchsbildung auf das Überleben der Gammariden auswirken.

### 3.3.6.2 Juvenile Nachkommen pro Weibchen

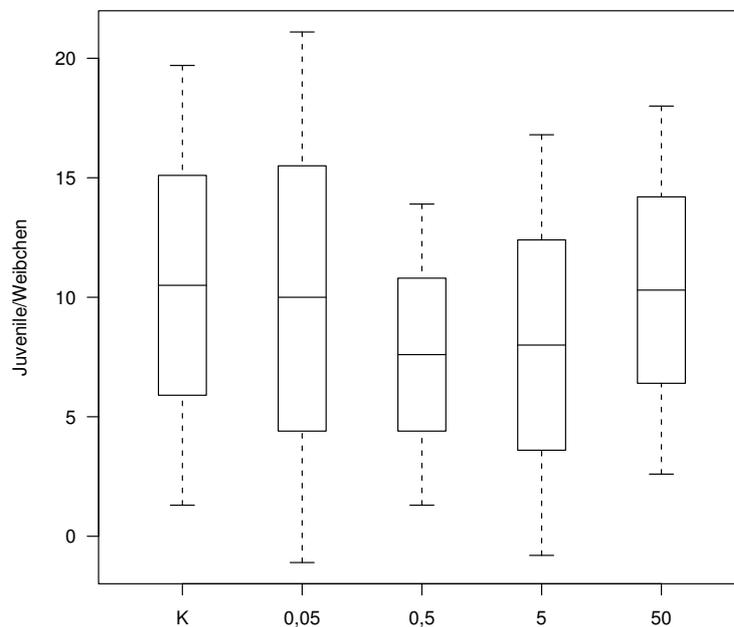
In allen Ansätzen (außer 0,5) konnten 3 Bruten der Weibchen beobachtet werden. Die Eier der ersten Brut der Weibchen wurden bereits im Hälterungsbecken befruchtet (Bestandteil der Startpopulation waren Weibchen aus der Hälterung mit befruchteten Eiern im Marsupium). Die juvenilen Nachkommen der zweiten und dritten Brut dagegen sind Ergebnis der Reproduktionsvorgänge während des Experiments. In Tabelle 3.16 ist die mittlere Anzahl der Juvenilen pro Weibchen für die erste, zweite und dritte Brut sowie die Mittelwerte und Standardabweichung für alle Bruten zusammengefaßt (Meßdaten s. Tabelle A.9). Die mittlere Anzahl der Juvenilen pro Weibchen betrug zwischen 5,3 (0,5) und 11,1 (Kontrolle). Im Durchschnitt betrug die Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen 10,5 (K), 10,0 (0,05), 7,6 (0,5), 8,0 (5) und 10,3 (50). Ähnliche Werte wurden

**Tabelle 3.16:** Juvenile pro Weibchen der ersten, zweiten und dritten Brut (Mittelwerte) und zusammengefaßt für alle Bruten (Mittelwert und Standardabweichung) in den MTT der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Ansatz	Juvenile pro Weibchen				
	1. Brut	2. Brut	3. Brut	$\bar{x}$	$s$
K	11,1	10,5	8,0	10,5	4,6
0,05	11,0	8,9	8,5	10,0	5,6
0,5	8,3	5,3	n.b.	7,6	3,2
5	7,8	8,6	8,0	8,0	4,4
50	10,8	9,1	11,0	10,3	3,9

n. b.: keine 3. Brut

in einem anderen Fließbrinnenexperiment mit *G. fossarum* bestimmt. Die Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen betrug zwischen 6,5 und 7,5 (Median in der Kontrolle,  $T_W = 15\text{ °C}$ , Jungmann, im Druck). In Abbildung 3.11 sind die Werte aus Tabelle 3.16 grafisch dargestellt. Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ist nicht zu erkennen. Die Anzahl der Juvenilen pro Weibchen in den einzelnen Ansätzen unterscheidet sich nicht signifikant (H-Test nach Kruskal-Wallis,  $\alpha = 0,05$ ) voneinander. Eine Wirkung von Fenoxycarb auf die Anzahl Juveniler pro Weibchen kann daher ausgeschlossen werden. Ein Vergleich mit anderen Studien, bei denen meist die Anzahl der Eier pro Weibchen angegeben wird, ist mit folgendem Ansatz möglich: Der Schlupferfolg (Quotient aus der Anzahl geschlüpfter Nachkommen und der Eizahl) ist etwa 0,7 (bei  $15\text{ °C}$  Wassertemperatur, nach Pöckl 1990). Rechnet man, ausgehend von der im Experiment beobachteten Anzahl der Nachkommen von 8,0 und 10,5, zurück auf die theoretische Eizahl pro Weibchen, so ergeben sich Werte von 11,4 und 15,0. Diese Werte liegen in einem Bereich vergleichbar mit Eizahlen, wie sie bei Freilandpopulationen von *G. fossarum* bestimmt wurden. Es werden Brutgrößen mit 6 Eiern (Erste Brut) und 56 Eiern (7. Brut) angegeben (Pöckl 1993).



**Abbildung 3.11:** Juvenile pro Weibchen in den MTT der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

### 3.3.6.3 Brutentwicklungszeit

Es konnten bei einigen Weibchen bis zu 2 vollständige Zyklen (Eiablage – Befruchtung – Brutentwicklung – Entlassen der juvenilen Nachkommen) beobachtet werden (vgl. 2.6.9.1). Die Tabelle 3.17 zeigt die Mittelwerte und Standardabweichung der Brutentwicklungszeit der Weibchen in den MTT der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Meßdaten s. Tabelle A.10). Die mittlere Brutentwicklungszeit betrug zwischen 28 und 29 Tagen. In Abbildung 3.12 sind die Werte aus Tabelle 3.17 grafisch dargestellt. Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung ist nicht zu erkennen. Die Brutentwicklungszeit in den einzelnen Ansätzen unterscheidet sich nicht signifikant (H-Test nach Kruskal-Wallis,  $\alpha = 0,05$ ) voneinander. Eine Wirkung von Fenoxycarb auf die Brutentwicklungszeit kann daher ausgeschlossen werden.

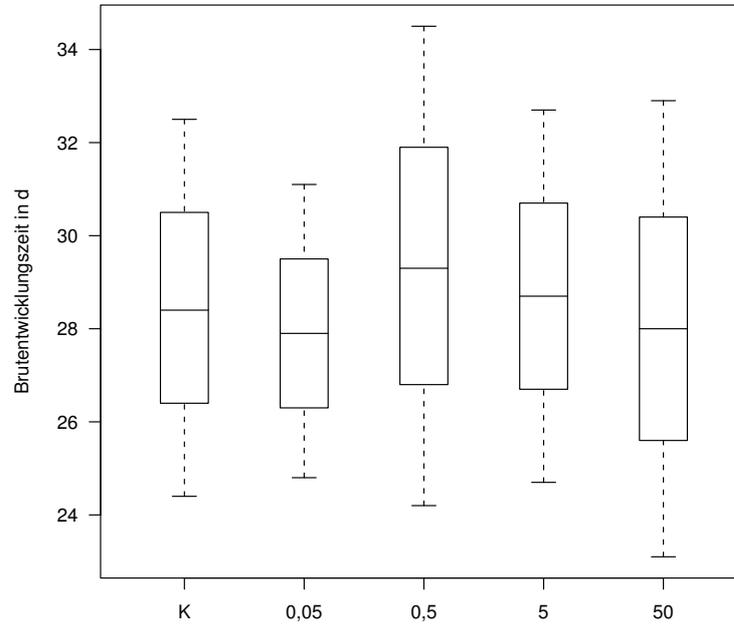
Die Brutentwicklungszeit setzt sich aus der Embryonalentwicklungsdauer und der *post hatch time* zusammen (vgl. 2.1.2). Nach Pöckl und Humpesch (1990) beträgt die Brutentwicklungszeit 23 Tage (bei 15 °C Wassertemperatur). Die in der durchgeführten Untersuchung ermittelte Brutentwicklungszeit von 28 bis 29 Tagen ist geringfügig höher.

### 3.3.6.4 Überleben der juvenilen Gammariden

Die Anzahl der Überlebenden juvenilen Gammariden in den MTT wurde in relative Anteile umgerechnet, die Zeit auf  $t = 0$  normiert und die Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) an die Daten angepaßt (Abbildung 3.13). In Tabelle 3.18 sind die aus der Anpassung erhaltenen Werte für die Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$  der Überlebensfunktion,  $r^2$  und der Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3) dargestellt. Für den Median der Überlebenszeit der juvenilen Gammariden wurden Werte zwischen 6 (Kontrolle) und 12 Tagen (0,05) berechnet. Die Median-Überlebenszeiten unterscheiden sich nicht wesentlich. Auffällig ist der steilere Verlauf der beiden Überlebenskurven 0,5 und 5. Insgesamt überlebten in diesen Ansätzen bis zum Versuchsende die wenigsten juvenilen Gammariden. Eine genaueres Bild erhält man durch die Unterscheidung in die erste, zweite und dritte Brut (vgl. 3.3.6.2). In Abbildung 3.14 sind diese Überlebenskurven dargestellt. Es zeichnet sich folgender Trend ab: die Sterblichkeit erhöht sich von der ersten bis zur dritten Brut,

**Tabelle 3.17:** Brutentwicklungszeit in den MTT der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Ansatz	$N$	$\bar{x}$	$s$
K	14	28,4	2,0
0,05	11	27,9	1,6
0,5	6	29,3	2,6
5	11	28,7	2,0
50	7	28,0	2,4

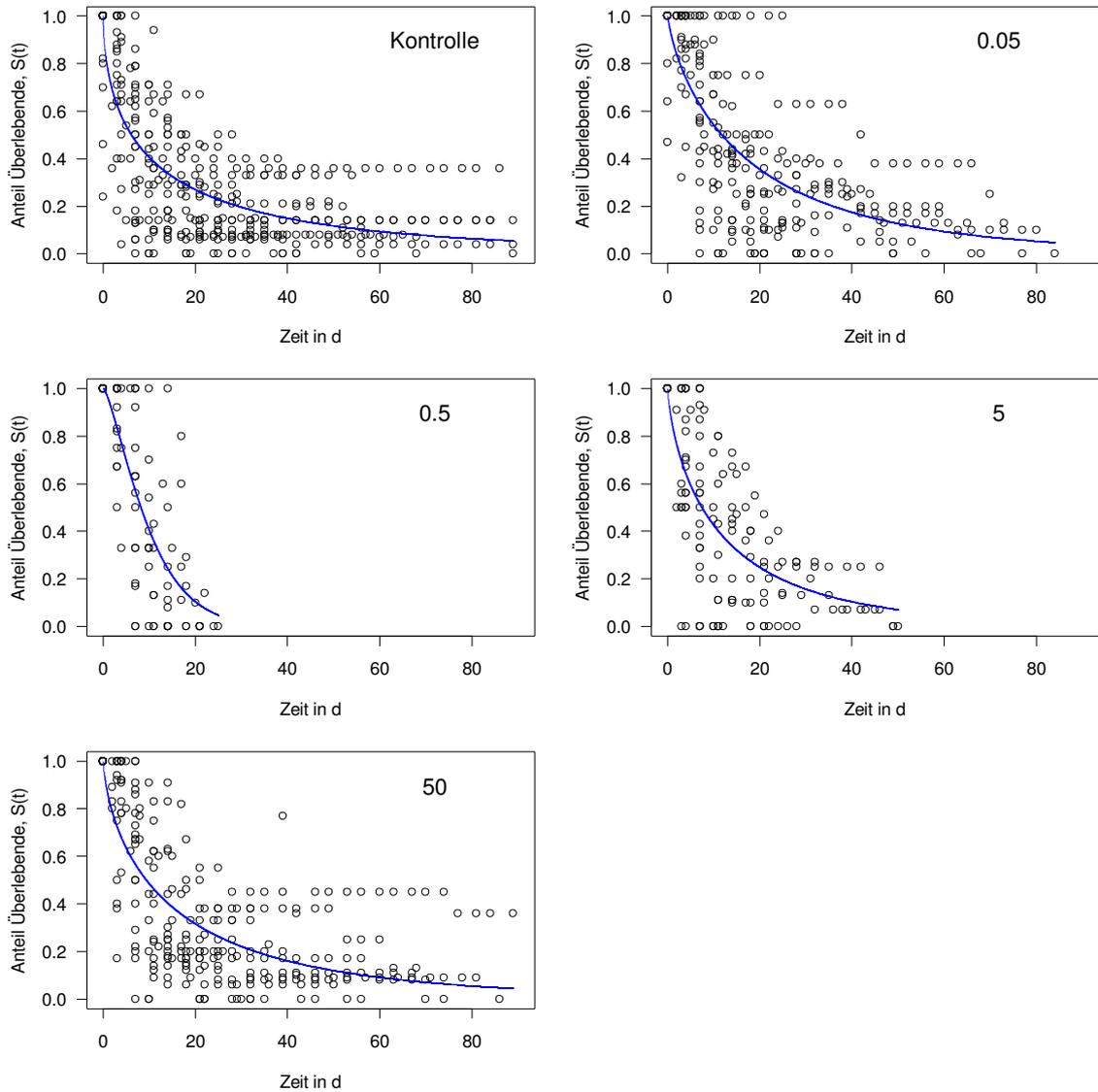


**Abbildung 3.12:** Mittelwerte der Brutentwicklungszeit in den MTT der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

**Tabelle 3.18:** Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) an die Überlebensdaten der juvenilen Gammariden in den MTT der Fließrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (alle Bruten), Werte der Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$ ,  $r^2$  und Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3), Experiment Fenoxycarb

Ansatz	$\alpha$	$\beta$	$r^2$	$\tilde{t}$
K	0,53	0,2652209	0,607	6
0,05	0,75	0,1099812	0,587	12
0,5	1,32	0,0440261	0,638	8
5	0,7	0,1720743	0,601	7
50	0,67	0,1576862	0,625	9

### 3 Ergebnisse und Diskussion



**Abbildung 3.13:** Überlebenskurven der juvenilen Gammariden in den MTT der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

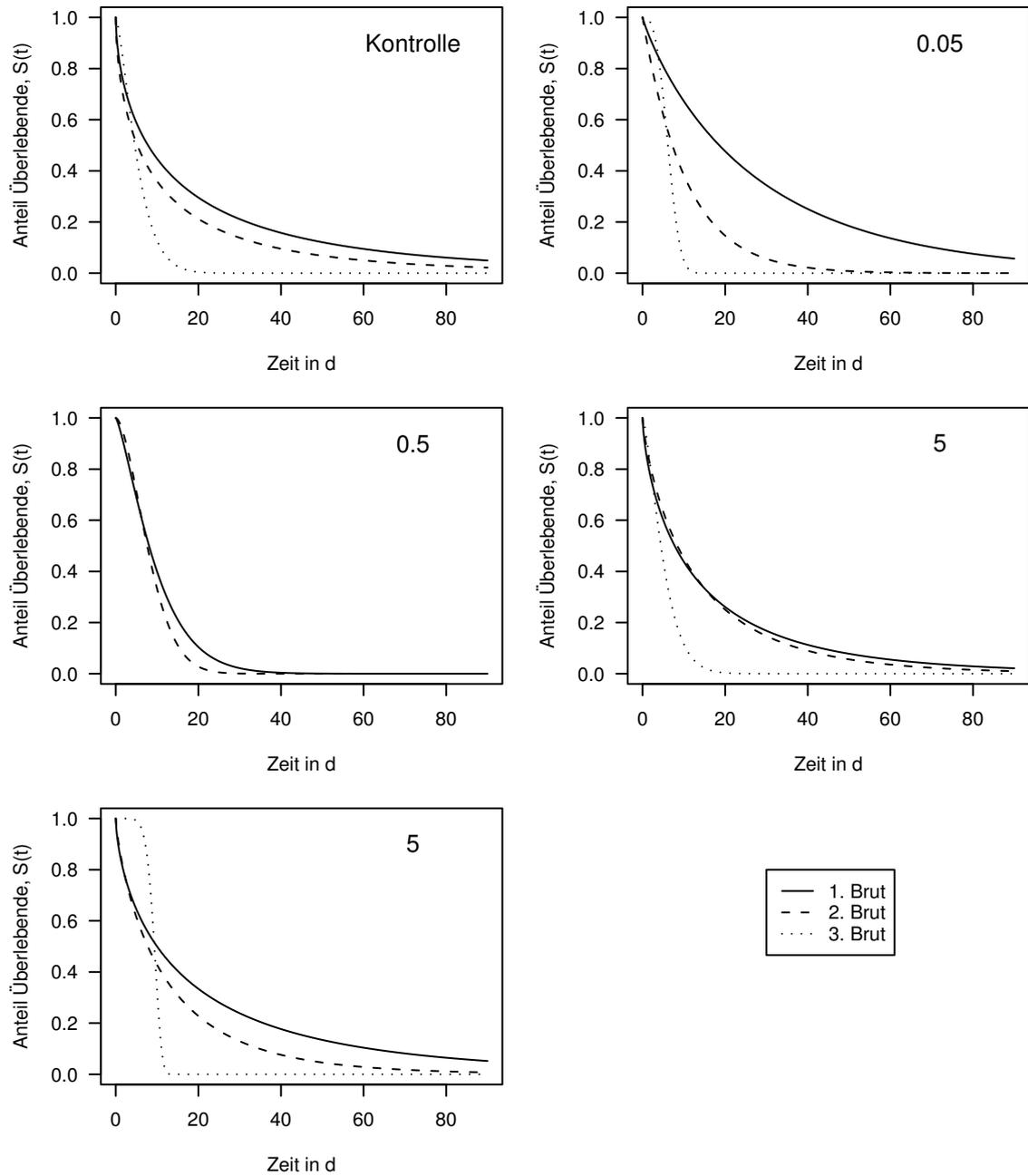
was an den steiler werdenden Überlebenskurven und der kürzer werdenden Überlebenszeit (Median) sichtbar wird. In Tabelle 3.19 sind die aus der Anpassung erhaltenen Werte für die Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$  der Überlebensfunktion,  $r^2$  und der Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3) für die einzelnen Bruten dargestellt. Der Median der Überlebenszeit nimmt in allen Ansätzen von der ersten bis zur dritten Brut ab: von 8 auf 4 Tage (Kontrolle), von 17 auf 6 Tage (0,05), von 8 auf 7 Tage (0,5), von 8 auf 4 Tage (5) und von 10 auf 9 Tage (50). Die juvenilen Gammariden der zweiten und dritten Brut in den MTT aller Fließbrinnen hatten eine geringere Überlebenszeit (Median) als die der ersten Brut. Eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung lag nicht vor. Möglicherweise deutet sich hier ein Effekt auf das Überleben der F1-Generation an. Ähnliche Beobachtungen wurden in einem anderen Fließbrinnenexperiment (Bisphenol A) mit *G. fossarum* beschrieben: auch in diesen Untersuchungen verringerte sich die Überlebensfähigkeit der aufeinander folgenden Bruten (Jungmann, im Druck).

Insbesondere ist zu berücksichtigen, daß nach 19 Tagen kein Fenoxycarb im Wasser mehr nachgewiesen werden konnte. Eine Exposition der Jungtiere über das Wasser kann somit ausgeschlossen werden. Möglich ist, daß die Exposition der Elterntiere in den ersten Tagen des Experiments zur Beeinträchtigung der Reproduktion oder Eiqualität führte und sich dieser Effekt bei den Nachkommen in einer verkürzten Le-

**Tabelle 3.19:** Ergebnisse der Anpassung der Überlebensfunktion  $S(t)$  (Gl. 2.2) an die Überlebensdaten der juvenilen Gammariden in den MTT der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50, Werte der Funktionsparameter  $\alpha$  und  $\beta$ ,  $r^2$  und Median der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  (Gl. 2.3), Unterscheidung nach erster, zweiter und dritter Brut (Experiment Fenoxycarb)

Ansatz	Brut Nr.	$\alpha$	$\beta$	$r^2$	$\tilde{t}$
K	1	0,6	0,202	0,623	8
K	2	0,6	0,257	0,652	5
K	3	1,4	0,082	0,744	4
0,05	1	0,9	0,050	0,697	17
0,05	2	1,0	0,096	0,713	7
0,05	3	3,0	0,003	0,880	6
0,5	1	1,3	0,046	0,626	8
0,5	2	1,7	0,022	0,709	7
5	1	0,7	0,165	0,593	8
5	2	0,8	0,126	0,631	8
5	3	1,4	0,086	0,944	4
50	1	0,7	0,152	0,64	10
50	2	0,8	0,135	0,596	8
50	3	7,1	1,0E-07	0,979	9

### 3 Ergebnisse und Diskussion



**Abbildung 3.14:** Überlebenskurven der juvenilen Gammariden in den MTT der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50, Unterscheidung nach erster, zweiter und dritter Brut, Ansatz 0,5: keine dritte Brut (Experiment Fenoxycarb)

bensdauer manifestiert. In zukünftigen Studien sollten deshalb derartige Effekte auf die F1-Generation berücksichtigt und untersucht werden. In einer Fortsetzung des Daphnien-Reproduktionstests in unbelastetem Wasser wurden Folgeeffekte (in diesem Fall bezüglich der Reproduktion der F1-Generation) nachgewiesen: die zuletzt produzierten Jungtiere der drei höchsten Konzentrationsstufen aus der Expositionsphase des Tests mit Fenoxycarb zeigten im anschließenden Versuch mit unbelastetem Wasser keine Reproduktion ([BBA Wirkstoffdatenblatt Terbutryn](#)).

## 3.4 Modellanalyse und Simulationsergebnisse

### 3.4.1 Vergleich der Modellsimulation mit den experimentellen Daten

Die „Richtigkeit“ eines Modells läßt sich prinzipiell nicht beweisen. Auch wenn das Modell übereinstimmende Ergebnisse liefert, daß heißt das Verhalten des Originalsystems reproduziert, ist das kein Beweis dafür, daß das Modell unter anderen oder allen anderen Umständen das Originalsystem abbildet. Eindeutig feststellen läßt sich nur, ob ein Modell falsch ist – Simulation und Realität stimmen in diesem Fall nicht überein. Es ist daher besser von der Gültigkeit eines Modells für den festgelegten Modellzweck zu sprechen ([Bossel 1992](#)). Zur Beurteilung der Plausibilität, der Gültigkeit und der Modellgüte (Übereinstimmung zwischen Modell und Experiment) wurden die Ergebnisse von Modellsimulationen mit den Ergebnissen der Populationsdynamik in den Expositionsgefäßen verglichen. Der Grad der Übereinstimmung wird visuell und durch die Angabe des Güteindex ([Leggett und Williams 1981](#), s. [2.8.10.1](#)) eingeschätzt. Die [Tabelle 3.20](#) zeigt die zugrundeliegenden Parametersätze für die einzelnen Simulationen. Die folgenden Parameterwerte sind Ergebnisse der Untersuchungen aus dem Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb:

#### Startpopulation

(maleStartPop, femaleStartPop): 5 Männchen, 5 Weibchen (vgl. [2.6.8](#))

#### Juvenile pro Weibchen

(meanEggsPerFemale, stdDevEggsPerFemale): [Tabelle 3.16](#)

#### Brutentwicklungszeit

(meanBroodDevTime, stdDevBroodDevTime): [Tabelle 3.17](#)

#### Überlebenszeit

(awad, bwad, awj, bwj): [Tabelle 3.12](#) und [Tabelle 3.18](#)

#### Wassertemperatur

(modalTemperature, minTemperature, maxTemperature): [Tabelle A.12](#)

#### Simulationsdauer

(duration): 101 Tage (vgl. [2.6.2](#))

### 3 Ergebnisse und Diskussion

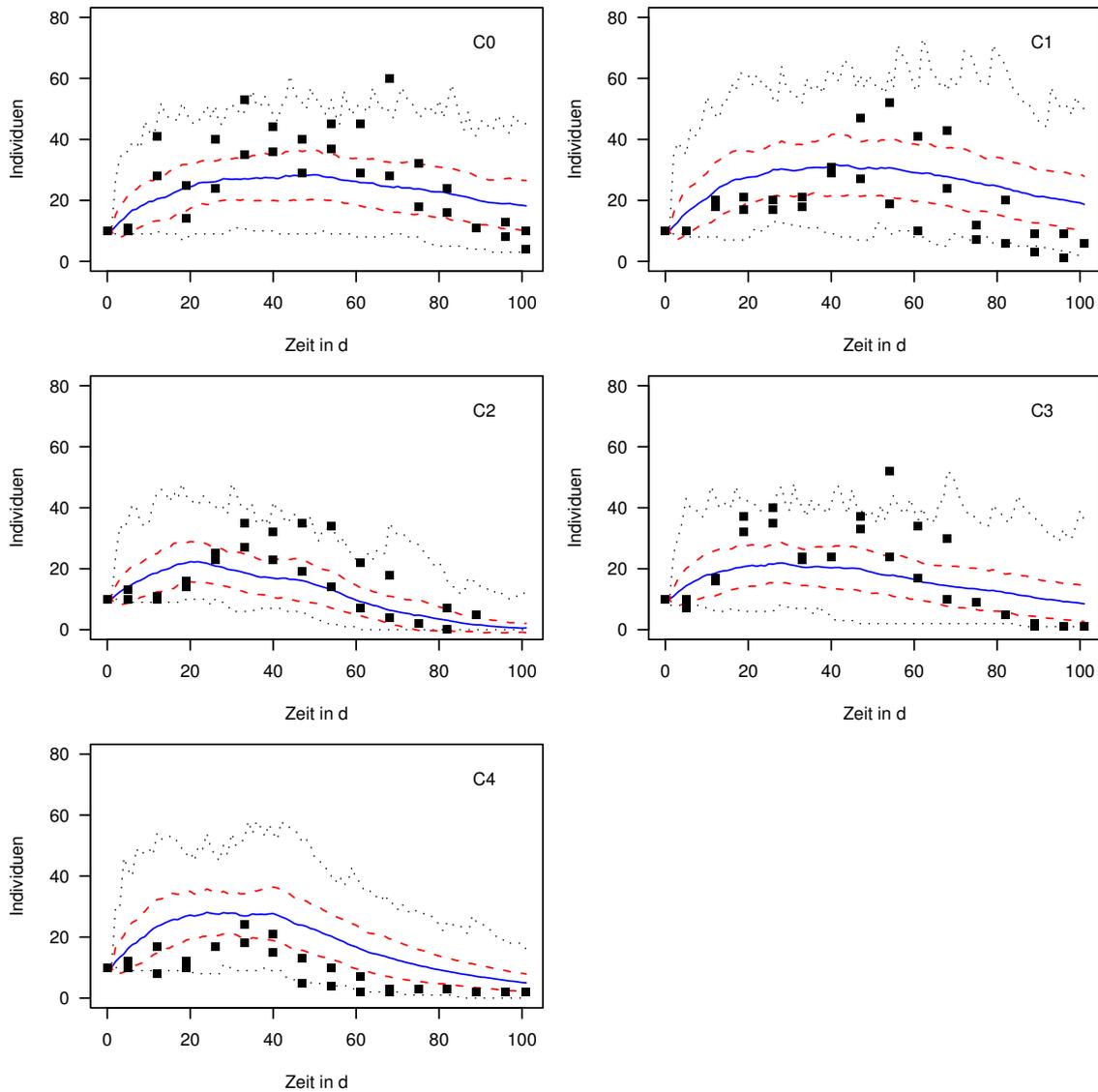
Für einige, im Experiment nicht erfaßte, Parameter wurden Standardwerte gesetzt. Diese Parameterwerte sind für alle Parametersätze (C0 bis C5) identisch (s. 2.8.3):

Reproduktionserfolg (`reproductionSuccess = 1.0`)  
 Schlupferfolg (`egghatchSuccess = 1.0`)  
 Anteil der Weibchen (`partOfFemaleAtBirth = 0.5`)

In Abbildung 3.15 sind die Mittelwerte, Standardabweichungen und Spannweiten aus je 200 Simulationsläufen und die experimentellen Daten der Populationsdynamik der Kontrolle (C0), 0,05 (C1), 0,5 (C2), 5 (C3) und 50 (C4) dargestellt. Der visuelle Vergleich der Simulationen mit den experimentellen Daten zeigt, daß unter Berücksichtigung der definierten Vereinfachungen das Modell die Daten qualitativ gut wiedergibt. In nicht allen Fällen (C0, C1 und C3) ist die quantitative Übereinstimmung zufriedenstellend: die ausgeprägte Populationsdynamik mit ihrem starken Wachstum und anschließender Abnahme wird nur annähernd abgebildet. Im Fall C5 liegt die Modellsimulation im Mittel über der gemessenen Populationsdynamik. Der geometrische Güteindex (Gl. 2.16)  $k_g$  beträgt zwischen 1,6 (für C0) und 2,7 (C5). Das heißt die Modellberechnungen liegen im

**Tabelle 3.20:** Parametersätze zum Vergleich der Modellsimulation mit der experimentell ermittelten Populationsdynamik (Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb)

Parameterbezeichnung	Parameterwert				
	Kontrolle (C0)	0,05 (C1)	0,5 (C2)	5 (C3)	50 (C4)
maleStartPop	5	5	5	5	5
femaleStartPop	5	5	5	5	5
reproductionSuccess	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
meanEggsPerFemale	10,5	10,0	7,6	8,0	10,3
stdDevEggsPerFemale	4,6	5,6	3,2	4,4	3,9
egghatchSuccess	1,0	1,0	1,0	1,0	1,0
meanBroodDevTime	28,4	27,9	29,3	28,7	28,0
stdDevBroodDevTime	2,0	1,6	2,6	2,0	2,4
partOfFemaleAtBirth	0,5	0,5	0,5	0,5	0,5
awad	1,84	1,56	3,02	1,63	2,9
bwad	0,000278	0,000993	0,000004	0,000957	0,000013
awj	0,53	0,75	1,32	0,7	0,67
bwj	0,2652209	0,1099812	0,0440261	0,1720743	0,1576862
duration	101	101	101	101	101
modalTemperature	14,5	14,6	14,3	14,1	14,3
minTemperature	14,0	14,3	14,2	12,7	13,9
maxTemperature	14,8	14,9	14,6	14,4	14,3



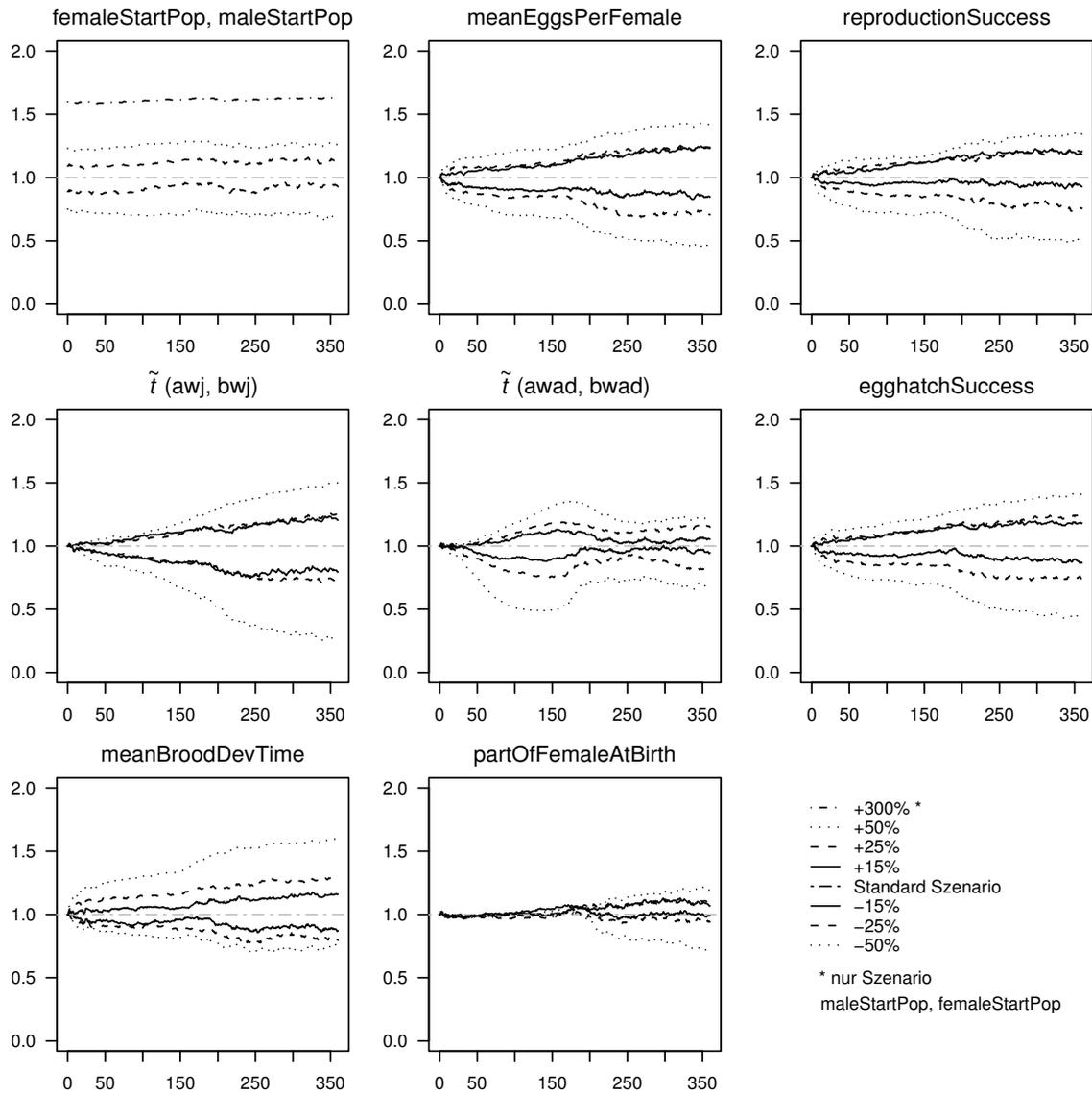
**Abbildung 3.15:** Vergleich der Modellsimulation (Mittelwerte - volle Linie, Standardabweichungen – gestrichelte Linie und Spannweiten – gepunktete Linie aus je 200 Simulationsläufen) und der experimentellen Daten (gefüllte Symbole) der Populationsdynamik der Kontrolle (C0), 0,05 (C1), 0,5 (C2), 5 (C3) und 50 (C4)

Mittel zwischen dem etwa 0,6- und 1,6fachen der Beobachtungswerte für die Kontrolle und zwischen dem 0,4- und 2,7fachen der Beobachtungswerte für die höchste Konzentration.

#### 3.4.2 Sensitivitätsanalyse

In der Abbildung 3.16 sind die Ergebnisse der Sensitivitätsanalyse grafisch dargestellt. Die jeweils untersuchten Parameter stehen über den zugehörigen Grafiken. Es können 4 Gruppen von Parametern unterschieden werden, die in folgender Weise auf das Modellverhalten wirken:

1. `maleStartPop`, `femaleStartPop`  
Eine Veränderung der Startpopulation führt nicht zu einem qualitativ anderen Modellverhalten als das Standardszenario. Die Parallelverschiebung der Szenarios gegenüber dem Standardszenario zeigt nur eine quantitative Änderung an (Erhöhung oder Verringerung der absoluten Anzahl der Individuen), der generelle Verlauf der Populationsdynamik wird nicht beeinflusst
2. `meanEggsPerFemale`, `reproductionSuccess`  
`eggHatchSuccess`, `meanBroodDevTime`  
Die Erhöhung der Parameterwerte führt direkt und ohne zeitliche Verzögerung zum Wachstum der Modellpopulation gegenüber dem Standardszenario und umgekehrt – die negative Änderung der Parameterwerte – zur Abnahme der Modellpopulation. Diese Parameter repräsentieren die mit der Reproduktion verbundenen Prozesse.
3. `awj`, `bwj`  
Ähnlich reagiert das Modell auf die Änderung der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  der juvenilen Gammariden. Auch in diesem Fall führt die positive Änderung dieses Parameters zu einem Wachstum der Modellpopulation gegenüber dem Standardszenario und umgekehrt, die negative Änderung des Parameters, zur Abnahme der Modellpopulation. Die quantitative Modellantwort ist sehr ausgeprägt, besonders bei den Szenarien mit  $\pm 50\%$  Änderung. Das deutet darauf hin, daß es sich hierbei um einen sehr sensitiven Parameter handelt, das heißt eine geringe Änderung des Parameters führt zu einer starken Änderung gegenüber dem Standardszenario.
4. `awad`, `bwad`  
Die Veränderung der Überlebenszeit  $\tilde{t}$  der adulten Gammariden führt zu Beginn der Simulation (die Zeit, in der noch relativ viele adulte Gammariden vorhanden sind) zu einer entsprechenden Modellantwort: die Anzahl der Individuen steigt bzw. verringert sich zunächst. Dieser Effekt verliert an Bedeutung, wenn mit fortschreitender Zeit die Anzahl der adulten Tiere aufgrund der Sterblichkeit geringer wird – die Szenarien nähern sich dem Standardszenario wieder an.



**Abbildung 3.16:** Sensitivitätsanalyse bezüglich  $N_{pop}$ , Ordinatenachse:  $Q_{0,2}$ , Abszissenachse: Simulationszeit in Tagen, Strich-Punkt-Linie bei  $Q_{0,2} = 1$  bezeichnet das Standardszenario, Parameterwerte s. Tabelle 2.5

#### 5. partOfFemaleAtBirth

Die Veränderung des Geschlechterverhältnisses wirkt sich erst aus, wenn die juvenilen Gammariden adult werden. Bis zu dieser Zeit zeigen die Szenarien kaum Abweichungen vom Standardszenario. Erst anschließend, wenn die juvenilen Gammariden adult und damit geschlechtsreif werden, wirkt sich die Veränderung aus: die Szenarien beginnen vom Standardszenario abzuweichen.

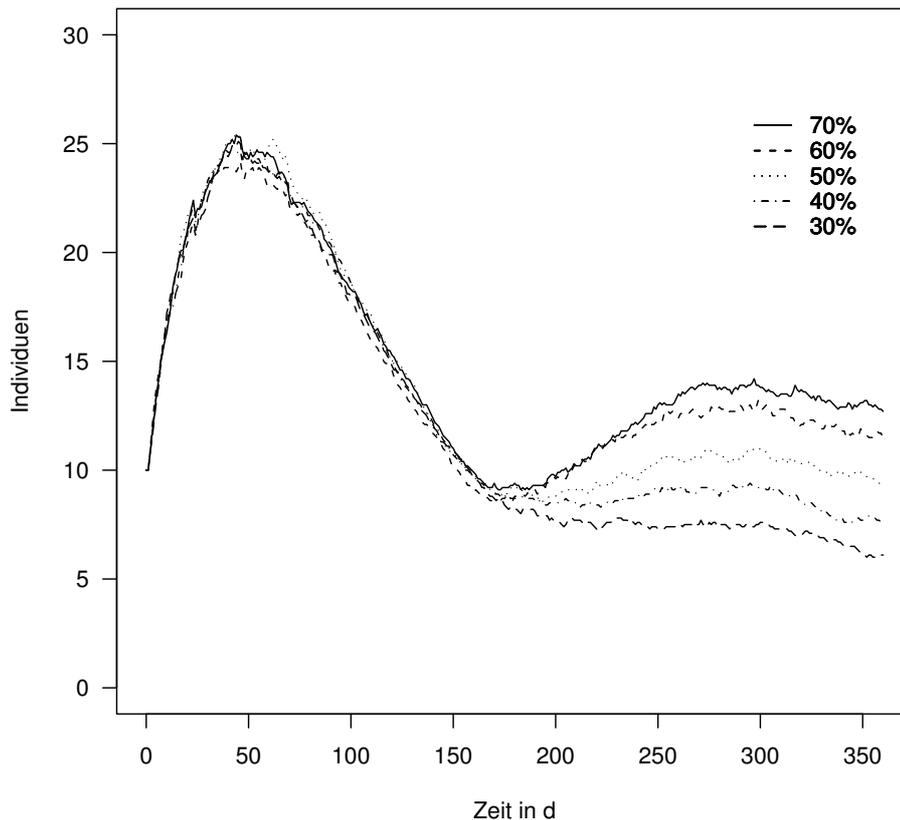
Das Modell reagiert qualitativ bei Veränderung eines bestimmten Parameters in der erwarteten Weise. Damit ist gemeint, daß das Modell, bei Änderung dieses Parameters, ein biologisch begründbares und plausibles Verhalten zeigt und nicht zu widersprüchlichen Ergebnissen führt. Das zeigt, daß das Modell in seiner vorliegenden Form gültig reagiert. Ein extremes „Weglaufen“ der Simulationsergebnisse wurde innerhalb des Variationsbereiches der Parameter nicht beobachtet.

#### 3.4.3 Beispiele zur Modellanwendung

Wenn der strukturtreue Modellierungsansatz das Ziel verfolgt, in Bezug auf Struktur und Funktion daß Realsystem getreu zu modellieren, dann kann erwartet werden, daß das Modell auch Aussagen über bisher nicht beobachtete Verhaltensbereiche liefert. Das bedeutet, wenn die wesentlichen Beziehungen und Wirkungsgefüge berücksichtigt wurden, dann enthält das Modell auch das gleiche potentielle Verhaltensspektrum wie das reale System (Bossel 1992). Anhand des Vergleichs der experimentellen Daten mit Modellsimulationen und der Sensitivitätsanalyse des Modells konnte gezeigt werden, daß das Modell GamMod die tatsächliche Systemstruktur (Reproduktionszyklus von *G. fossarum*) gut beschreibt, plausibel reagiert und für den vorgesehenen Modellzweck gültig ist. In den folgenden Beispielen soll gezeigt werden, wie sich daß Modell für Fragestellungen einsetzen läßt, die bisher nicht experimentell untersucht wurden. Prinzipiell wird dabei ähnlich verfahren, wie bei Sensitivitätsanalysen – der zu untersuchende Parameter wird schrittweise verändert. Um quantitative übersichtliche Aussagen zu erhalten wird das Simulationsergebnis absolut (Anzahl der Individuen) und nur der Mittelwert aus 200 Simulationsläufen dargestellt.

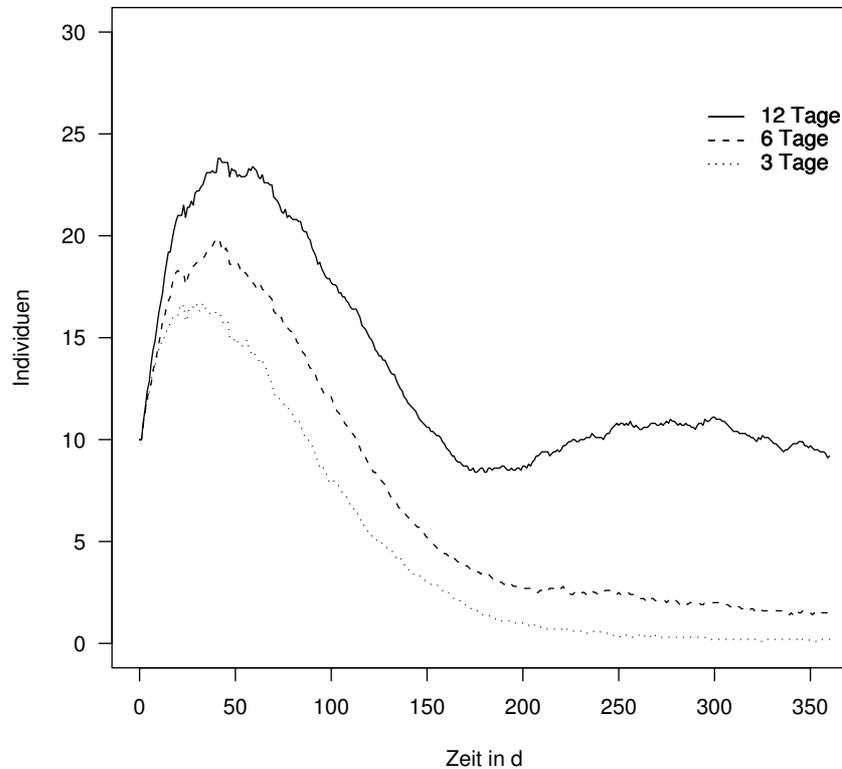
Das Modell kann Aussagen über die Konsequenz der Änderung einzelner Parameter liefern. Beispielsweise könnten Daten aus Einzeluntersuchungen vorliegen, die besagen, daß der Anteil der Weibchen um 20 % reduziert wird oder um 20 % steigt. Welche Folgen kann das für die Population haben? In Abbildung 3.17 ist zu erkennen, wie die Populationsdynamik auf Veränderung des Anteils der Weibchen reagiert. Ausgehend vom Standardszenario (50 % Weibchen) reagiert die Modellpopulation bei Abnahme des Anteils der Weibchen mit Verringerung der Anzahl der Individuen. Umgekehrt führt der Anstieg des Anteils der Weibchen um 20 % auf 70 % zu einer Zunahme der Individuen. Gut zu sehen ist, daß sich diese Änderung erst nach etwa 170 Tagen in der Population widerspiegelt. Bis zu diesem Zeitpunkt hat der veränderte Weibchenanteil keinen Einfluß auf

die Population. Grund dafür ist, daß dieser Parameter im Modell erst wirkt, wenn die juvenilen Gammariden geschlechtsreif werden. Erst zu diesem Zeitpunkt kommt es zur Erhöhung bzw. Verringerung des Anteils der Weibchen und damit zur vermehrten oder verringerten Produktion von Nachkommen. Ein weiteres Beispiel (Abbildung 3.18) zeigt,



**Abbildung 3.17:** Modellszenario: Auswirkung der Veränderung des Weibchenanteils um 20 % in beide Richtungen (auf 70 und 30 %) auf die Populationsdynamik

welche Folgen die Verringerung der Überlebenszeit (Median) der juvenilen Gammariden auf die Populationsdynamik hat. Ausgangspunkt ist wieder das Standardszenario. Die Überlebenszeit (Median) beträgt 12 Tage. Es stellt sich eine mehr oder weniger stabile Population ein. Eine Verringerung der Überlebenszeit (Median) auf 6 bzw. 3 Tage führt sofort zu einer deutlichen Veränderung der Populationsdynamik. Eine Tendenz in Richtung Aussterben der Population wird erkennbar.

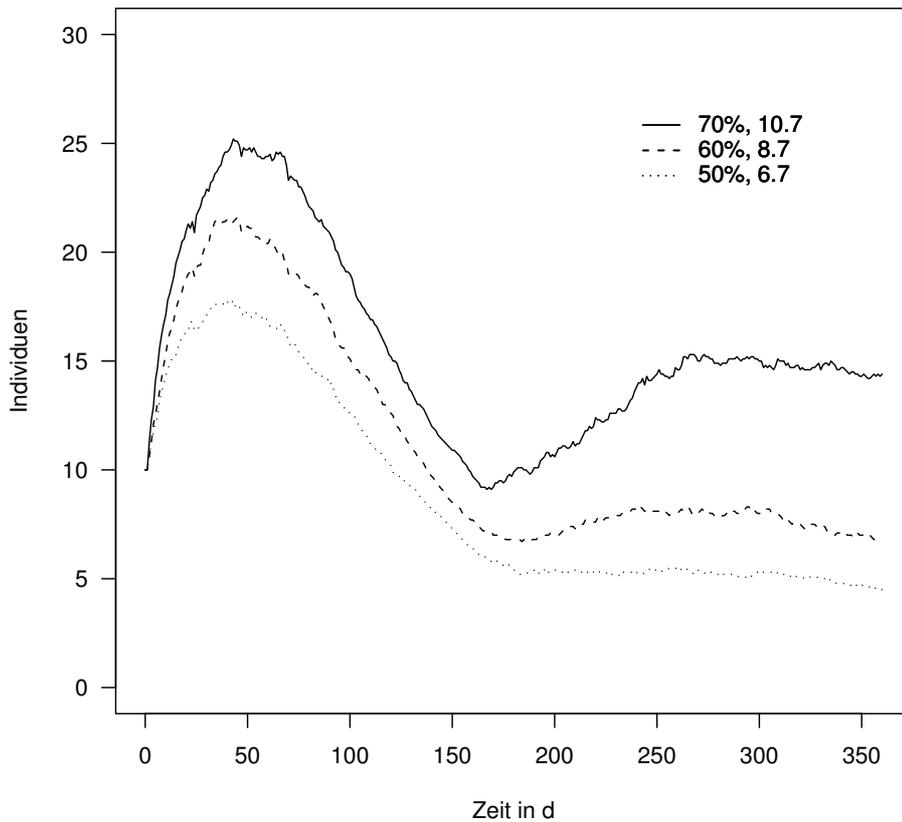


**Abbildung 3.18:** Modellszenario: Auswirkung der Verringerung der Überlebenszeit (Median) der juvenilen Gammariden von 12 auf 3 Tage auf die Populationsdynamik

Die Abbildung 3.19 zeigt ein Szenario, in dem sich zwei Parameter ändern. Der Weibchenanteil ist zunächst relativ hoch (70 %) und wird auf 50 % reduziert. Gleichzeitig reduziert sich die Anzahl der juvenilen Nachkommen von durchschnittlich 10,7 über 8,7 auf 6,7 Juvenile pro Weibchen. Zusätzlich zur später einsetzenden Wirkung des verringerten Weibchenanteils (vgl. Szenario Abbildung 3.17) wirkt die Reduktion der Juvenilen Nachkommen pro Weibchen sehr früh. Ergebnis ist eine ähnlich starke Veränderung der Populationsdynamik, wie im vorangegangenen Beispiel (Verringerung der Überlebenszeit der juvenilen Gammariden, s. Abbildung 3.18). Die Tendenz zum Aussterben der Population ist dagegen nicht so deutlich.

Diese drei Beispiele zeigen anschaulich, wie das Modell GamMod zur Beantwortung von Fragen des Typs „Was passiert, wenn ...“ verwendet werden kann. Die Ergebnisse

können als Ausgangspunkt für weiterführende experimentelle Untersuchungen dienen. Es kann dann überprüft werden, ob sich das vom Modell vorausgesagte Verhalten experimentell reproduzieren läßt. Anschließend können die experimentellen Ergebnisse wieder mit dem Modell verglichen werden. Stimmen Experiment und Simulation weitgehend überein, dann zeigt dieser Vergleich erneut die Gültigkeit des Modells. Sind dagegen größere Abweichungen erkennbar, kann das ein Hinweis auf noch nicht im Modell berücksichtigte Wirkungsstrukturen des realen Systems sein. Eine Modellverbesserung ist in diesem Fall notwendig.



**Abbildung 3.19:** Modellszenario: Auswirkung der Verringerung des Geschlechterverhältnisses von 70 auf 50 % und Verringerung der Anzahl der Juvenilen pro Weibchen von 10,7 auf 6,7 auf die Populationsdynamik



## 4 Zusammenfassung

In einem Gewächshaus wurden fünf Fließbrinnen etabliert, mit denen die physikalisch-chemischen Bedingungen in einem Bach simuliert werden können. Im Gegensatz zu Untersuchungen einer komplexen Lebensgemeinschaft mit hoher Variabilität, wie sie sich beispielsweise durch das Einbringen von natürlichem Sediment aus Fließgewässern einstellt, wurde in diesen Experimenten die Wirkung von Chemikalien auf eine einfache Lebensgemeinschaft untersucht. Die Lebensgemeinschaft in den Fließbrinnen bestand deshalb aus wenigen, ausgewählten Arten. Für das Experiment mit dem Herbizid Terbutryn wurde eine Lebensgemeinschaft bestehend aus Aufwuchs, *L. variegatus* (Oligochaeta), *A. aquaticus* (Isopoda) und dem Bachflohkrebs *G. fossarum* (Amphipoda) eingesetzt. Für das Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb bestand die Lebensgemeinschaft aus Aufwuchs, *L. variegatus*, *G. fossarum* und *R. semicolorata* und *E. ignita* (Ephemeroptera). Untersucht wurden die Konzentrationen 0,6, 6, 60 und 600  $\mu\text{g l}^{-1}$  (Terbutryn) und 0,05, 0,5, 5 und 50  $\mu\text{g l}^{-1}$  (Fenoxycarb).

Gegenstand der vorliegenden Arbeit waren die Untersuchungen zu *G. fossarum*. In einem akuten Toxizitätstest wurde die  $\text{LC}_{50}$  von Terbutryn für adulte und juvenile Gammariden ermittelt. In den Fließbrinnenexperimenten mit Terbutryn und Fenoxycarb wurden populationsrelevante Parameter der Gammaridenpopulationen untersucht. Begleitend zu den Untersuchungen wurde das Reproduktionsmodell GamMod entwickelt. Es handelt sich um ein individuenbasiertes Reproduktionsmodell, welches die Populationsdynamik einer abgeschlossenen Population von *G. fossarum* in künstlichen Fließgewässersystemen abbildet.

### Untersuchungen mit dem Herbizid Terbutryn

Für Terbutryn wurden eine  $\text{LC}_{50}$  (nominal, 96 h) von 10  $\text{mg l}^{-1}$  für adulte und 4  $\text{mg l}^{-1}$  für juvenile Gammariden ermittelt. Die ermittelten  $\text{LC}_{50}$ -Werte sind um die Faktoren 19 (für adulte Gammariden) und 8 (für juvenile Gammariden) höher als die Effektivkonzentration<sup>1</sup> von 289  $\mu\text{g l}^{-1}$  Terbutryn in der Fließrinne mit der höchsten Konzentration. Eine akut toxische Wirkung von Terbutryn auf die Gammariden war daher nicht zu erwarten und wurde auch nicht beobachtet.

Statistisch abgesicherte Effekte der Substanz auf populationsrelevante Parameter wurden nicht nachgewiesen. Die deskriptive und kausale Betrachtung der Ergebnisse zeigt aber einen deutlichen Effekt der Substanz in der höchsten Konzentration. Die Sterblichkeit der adulten Gammariden war erhöht. Folgeeffekt der erhöhten Sterblichkeit der

---

<sup>1</sup>Geometrischer Mittelwert

adulten Gammariden war eine verminderte Präkopulabildung und weniger Nachkommen wurden produziert. Das wiederum spiegelt sich in der negativen Populationsänderungsrate der Gammaridenpopulation in der Fließrinne mit der höchsten Konzentration wider. Eine zusätzliche Beeinträchtigung der Gammariden durch ein verändertes Nahrungsangebot wurde diskutiert. Bei einer Effektivkonzentration von  $2 \mu\text{g l}^{-1}$  kam es zu einer Verringerung des Aufwuchses. Eine Schädigung der fädigen Grünalgen (*Cladophora*) wurde ab  $0,1 \mu\text{g l}^{-1}$  nachgewiesen (Jungmann *et al.* 2001a). Besonders drastisch war dieser Effekt in der Fließrinne mit der höchsten Konzentration: das Sediment in dieser Fließrinne war nahezu frei von Aufwuchs und festsitzenden fädigen Grünalgen (*Cladophora*). Somit entfiel ein Teil der Nahrungsgrundlage für *G. fossarum*.

Weitere Organismen in der Fließrinne waren *L. variegatus* und *A. aquaticus*. *L. variegatus* reagierte bezüglich des Populationswachstums empfindlicher als *G. fossarum*. Eine Hemmung des Populationswachstums um 50 % wurde ab einer Effektivkonzentration von  $2 \text{mg l}^{-1}$  nachgewiesen (Brust *et al.* 2001). *A. aquaticus* zeigte bei derselben Konzentration eine Verhaltensänderung, die als Folge des geringen Futterangebots (FPOM) gewertet wird (Jungmann *et al.* 2001a). Zwischenartliche Konkurrenz, als ein weiterer Einflußfaktor auf die Populationsentwicklung, wurde aufgrund der geringen Besatzdichten ausgeschlossen.

#### **Untersuchungen mit dem Insektizid Fenoxycarb**

Für Fenoxycarb betragen die  $\text{LC}_{50}$  (nominal, 96 h)  $10 \text{mg l}^{-1}$  für adulte Gammariden und  $4 \text{mg l}^{-1}$  für juvenile Gammariden (Gildemeister 2000). Diese Werte sind um die Faktoren 65 (adulte Gammariden) und 26 (juvenile Gammariden) höher als die gemessene Konzentration in der Fließrinne 50 am Tag 0 ( $53 \mu\text{g l}^{-1}$ ). Eine akut toxische Wirkung von Fenoxycarb auf *G. fossarum* wurde daher nicht erwartet und war auch nicht zu beobachten.

Auch im Experiment mit dem Insektizid Fenoxycarb konnten keine statistisch abgesicherten Effekte nachgewiesen werden. Die deskriptive und kausale Betrachtung der Daten zeigte, wie auch bei den Untersuchungen mit dem Herbizid Terbutryn, einen Effekt auf die Population in der höchsten Konzentration ( $50 \mu\text{g l}^{-1}$  nominal). Folgeeffekt der erhöhten Sterblichkeit der adulten Gammariden war eine verminderte Präkopulabildung und weniger juvenile Nachkommen wurden produziert. Die Auswirkung solcher kombinierten Wirkungen konnte als zeitlicher Verlauf der Populationsdynamik dargestellt werden. Qualitativ war die Populationsdynamik in allen Ansätzen vergleichbar. Zu Beginn steigt die Anzahl der Individuen bis zu einem Maximalwert, der etwa bei der halben Gesamtdauer des Experiments erreicht wurde. Anschließend nimmt die Anzahl der Individuen wieder ab. Deutlich erkennbar war der Unterschied der Populationsdynamik in Expositionsgefäßen der höchsten Konzentration ( $50 \mu\text{g l}^{-1}$  nominal). Die maximal erreichte Abundanz war wesentlich geringer und damit der Kurvenverlauf der Populationsdynamik deutlich flacher.

---

Begleitend zu den Untersuchungen mit dem Insektizid Fenoxycarb wurden in Einzelbeobachtungen (*Multi Tube Traps*) die Parameter Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen, die Brutentwicklungszeit und die Sterblichkeit der juvenilen Gammariden für das Modell GamMod erfaßt. Im Durchschnitt betrug die Anzahl juveniler Nachkommen pro Weibchen 10,5 (Kontrolle), 10,0 ( $0,05 \mu\text{g l}^{-1}$ ), 7,6 ( $0,5 \mu\text{g l}^{-1}$ ), 8,0 ( $5 \mu\text{g l}^{-1}$ ) und 10,3 ( $50 \mu\text{g l}^{-1}$ ). Die mittlere Brutentwicklungszeit betrug zwischen 28 und 29 Tage. Für den Median der Überlebenszeit der juvenilen Gammariden wurden Werte zwischen 6 (Kontrolle) und 12 Tagen ( $0,05 \mu\text{g l}^{-1}$ ) berechnet. Zusätzlich wurde die Sterblichkeit für die aufeinander folgenden Bruten gesondert betrachtet. Die juvenilen Gammariden der zweiten und dritten Brut in den *Multi Tube Traps* aller Fließrinnen hatten eine geringere Überlebenszeit (Median) als die der ersten Brut. Möglicherweise deutet sich hier ein Effekt auf das Überleben der F1-Generation an.

### **Reproduktionsmodell GamMod**

Ein Vergleich der experimentellen Daten mit Simulationen des Reproduktionsmodells GamMod zeigte, daß unter den gegebenen Randbedingungen und Annahmen das Modell die Populationsdynamik von *G. fossarum* plausibel beschreibt. Der Vergleich der Simulationen mit den experimentellen Daten zeigte, daß unter Berücksichtigung der definierten Vereinfachungen das Modell die Daten qualitativ gut wiedergibt. Der geometrische Güteindex  $k_g$  (Leggett und Williams 1981) beträgt zwischen 1,6 (Kontrolle) und 2,7 (höchste Konzentration Fenoxycarb). Das heißt die Modellberechnungen liegen im Mittel zwischen dem etwa 0,6- und 1,6fachen der Beobachtungswerte für die Kontrolle und zwischen dem 0,4- und 2,7fachen der Beobachtungswerte für die höchste Konzentration. Mit einer Sensitivitätsanalyse konnte gezeigt werden, daß die Sterblichkeit der juvenilen Gammariden der sensitivste Parameter ist. Das heißt eine geringe Veränderung dieses Parameters führt zu einer starken Änderung der Populationsdynamik. Das Modell zeigte generell ein plausibles Verhalten. Die Szenarien führten nicht zu widersprüchlichen Ergebnissen. Das zeigt, daß das Modell in seiner vorliegenden Form gültig reagiert. An Beispielen (Sterblichkeit der juvenilen Gammariden, Geschlechtsverhältnis und Anzahl der Juvenilen pro Weibchen) wurde mit Szenarien gezeigt, wie das Modell zur Beantwortung ausgewählter Fragen („Was passiert, wenn sich der Anteil der Weibchen ändert?“) eingesetzt werden kann.



## Literatur

- Allan 1995** ALLAN, J. D.: *Stream ecology*. London, Weinheim, New York, Tokyo, Melbourne, Madras : Chapman & Hall, 1995 49, 61
- Aloi 1990** ALOI, J. E.: A critical review of recent freshwater periphyton field methods. In: *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 47 (1990), S. 656–670 8
- Anders 1957** ANDERS, F.: Über die geschlechtsbeeinflussende Wirkung von Farbballen bei *Gammarus pulex* spp. *subterraneus* (SCHNEIDER). In: *Zeitschrift für induktive Abstammungs- und Vererbungslehre* (1957), Nr. 88, S. 291–332 36, 41
- ARGE Elbe 1997** ARBEITSGEMEINSCHAFT FÜR DIE REINHALTUNG DER ELBE (ARGE ELBE) (Hrsg.): Wassergütedaten der Elbe. 1997. – Zahlentafel 1997 47
- Bärlocher 1982** BÄRLOCHER, F.: The Contribution of fungal enzymes to the digestion of leaves by *Gammarus fossarum* KOCH (Amphipoda). In: *Oecologia* 52 (1982), S. 1–4 8, 53
- Bartell et al. 1992** BARTELL, S.M. ; GARDNER, R.H. ; O'NEIL, R.V.: *Ecological Risk Estimation*. Lewis Publishers, 1992 41
- Bates und Watts 1988** BATES, D. M. ; WATTS, D. G.: *Nonlinear Regression Analysis and Its Applications*. New York : Wiley, 1988 17
- BBA Wirkstoffdatenblatt Terbutryn** BIOLOGISCHE BUNDESANSTALT FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT (Hrsg.): *Wirkstoff-Datenblatt Terbutryn, BBA-Nr. 0246* 79
- Beck 1983** BECK, M. B.: A procedure for modelling. In: ORLOB, G. T. (Hrsg.): *Mathematical modelling of water quality: streams, lakes and reservoirs*, International Series on Applied Systems Analysis. 1983 (12), S. 11–41 41
- Begon 1997** BEGON, M.: *Populationsökologie*. Heidelberg, Berlin, Oxford : Spektrum Akademie, 1997 18
- Bick 1959** BICK, H.: *Gammarus pulex fossarum* KOCH 1835 als Fallaubzersetzer. In: *Zeitschrift Fisch. und Hilfswiss.* VIII N. F. H. (1959), Nr. 7/8, S. 635–638 3, 53

- Blüm et al. 1981** BLÜM, V. ; CZIHAK, G. ; GOTTSCHALK, G. ; HASSENSTEIN, B. ; HAUENSCHILD, C. ; HAUPT, W. ; HESS, D. ; JACOBS, J. ; CZIHAK, G. (Hrsg.) ; LANGER, H. (Hrsg.) ; ZIEGLER, H. (Hrsg.): *Biologie – Ein Lehrbuch*. 3. Berlin, Heidelberg, New York : Springer, 1981 15
- Borowsky 1991** BOROWSKY, B.: Patterns of reproduction of some amphipod crustaceans and insights into the nature of their stimuli. In: *Columbia University Press* 0 (1991), Nr. 0, S. 33–49 3
- Bossel 1992** BOSSEL, H.: *Modellbildung und Simulation: Konzepte, Verfahren und Modelle zum Verhalten Dynamischer Systeme*. Wiesbaden : Vieweg Verlag, 1992 29, 34, 79, 84
- Braun 1997** BRAUN, B.: Risikoanalyse einer Erfolgsprognose mit einem Tabellenkalkulationsprogramm. In: *WISU* 12 (1997), S. 1153–1160 41
- Brehm und Meijering 1990** BREHM, J. ; MEIJERING, M. P. D.: *Fließgewässerkunde*. Heidelberg, Wiesbaden : Quelle und Meyer, 1990 49, 61
- Brehm und Meijering 1982** BREHM, J. ; MEIJERING, M.P.D.: Zur Säureempfindlichkeit ausgewählter Süßwasser-Krebse (*Daphnia* und *Gammarus*, Crustacea). In: *Arch. Hydrobiol.* 95 (1982), S. 17–27 45, 48, 49, 61
- Brust et al. 2001** BRUST, K. ; LICHT, O. ; HULTSCH, V. ; JUNGSMANN, D. ; NAGEL, R.: Effects of terbutryne on aufwuchs and *Lumbriculus variegatus* in artificial indoor streams. In: *Environmental Toxicology and Chemistry* 20 (2001), Nr. 9, S. 2000–2007 47, 49, 90
- Bulnheim 1972** BULNHEIM, H.-P.: On Sex-Determination Factors In Some Euryhaline *Gammarus* Species. In: BATTAGLIA, B. (Hrsg.): *Proceedings of the Fifth European Marine Biology Symposium*. Piccin, Padova, 1972, S. 115–130 36, 41
- Bulnheim 1978** BULNHEIM, H.-P.: *Variability of the mode of sex determination in littoral amphipods*. S. 529–548. In: BATTAGLIA, B. (Hrsg.) ; BEARDMORE, J. A. (Hrsg.): *Marine Organisms: Genetics, Ecology and Evolution*, Plenum Press, New York, 1978 36, 41
- Dahadialla et al. 1998** DAHADIALLA, T. S. ; CARLSON, G. R. ; LE, D. P.: New insecticides with ecdysteroidal and juvenile hormone activity. In: *Annu. Rev. Entomol.* (1998), Nr. 43, S. 545–569 14
- DeAngelis und Rose 1992** DEANGELIS, D.L. ; ROSE, K.A.: Which Individual-Based Approach Is Most Appropriate For a Given Problem? In: DEANGELIS, D.L. (Hrsg.) ;

- GROSS, L.J. (Hrsg.): *Individual-based models and approaches in ecology: populations, communities, and ecosystems*. New York : Chapman and Hall, 1992, S. 67–87  
30
- Deichner und Foeckler 1990** DEICHNER, O. ; FOECKLER, F.: Verbreitung und Bioindikation der Gattung Gammarus (Amphipoda) im Einzugsbereich der Naab um Nabburg (Nordost-Bayern). In: *Schriftenreihe Bayrisches Landesamt für Umweltschutz* 99 (1990), S. 137–147 45, 48, 49, 61
- Eckel 2000** ECKEL, B.: *Thinking in Java*. Prentice Hall, 2000. – URL <http://www.BruceEckel.com>. – HTML-Ausgabe, 2nd edition, Revision 12 © 2000 by Bruce Eckel 30
- EPA 1993** UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (EPA) (Hrsg.): *Methods for Measuring the Acute Toxicity of Effluents and Receiving Waters to Freshwater and Marine Organisms*. Office of Research and Development, Washington DC, USA, 1993. – EPA/600/4-90/027F 15, 28
- EWOFFT 1992** Summary and Recommendations of the European Workshop on Freshwater Field Tests. 1992. – Potsdam 25.-26.06.1992 1
- Flanagan 2000** FLANAGAN, D.: *Java in a Nutshell*. 3. Beijing, Cambridge, Farnham, Köln, Paris, Sebastopol, Taipei, Tokyo : O'Reilly, 2000. – Deutsche Ausgabe 30
- Foeckler und Schrimppf 1985** FOECKLER, F. ; SCHRIMPPF, E.: Gammarids in streams of Northeastern Bavaria, F.R.G. II. The different hydrochemical habitats of *Gammarus fossarum* KOCH, 1835 and *Gammarus roeseli* GERVAIS, 1835. In: *Arch. Hydrobiol.* 104 (1985), Nr. 2, S. 269–286 3, 45, 48, 49, 61
- Gerhardt 1996** GERHARDT, A.: Behavioural early warning responses to polluted water – Performance of *Gammarus pulex* L. (Crustacea) and *Hydropsyche angustipennis* (CURTIS) (Insecta) to a complex industrial effluent. In: *Environmental Science and Pollution Research* 3 (1996), Nr. 2, S. 63–70 3
- Gessner und Chauvet 1994** GESSNER, M. O. ; CHAUVET, E.: Importance of stream microfungi in controlling breakdown rates of leaf litter. In: *Ecology* 75 (1994), Nr. 6, S. 1807 11
- Gildemeister 2000** GILDEMEISTER, T.: *Toxikokinetische Untersuchungen von Fenoxycarb bei ausgewählten aquatischen Organismen*, Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie, Diplomarbeit, 2000 59, 90

- Goedmakers 1972** GOEDMAKERS, A.: *Gammarus fossarum* KOCH, 1835: Redescription based on neotype material and notes on its local variation (Crustacea, Amphipoda). In: *Bijdragen tot de Dierkunde* 42 (1972), S. 124–138 5, 37
- Gotelli 1998** GOTELLI, N. J.: *A Primer of Ecology*. Sinauer Associates, Inc. Sunderland, Massachusetts, 1998 18, 69
- Graça et al. 1993** GRAÇA, M.A.S. ; MALTBY, L. ; CALOW, P.: Importance of fungi in the diet of *Gammarus pulex* and *Asellus aquaticus* I: feeding strategies. In: *Oecologia* 93 (1993), S. 139–144 53
- Grafen und Ridley 1983** GRAFEN, A. ; RIDLEY, M.: A model of mate guarding. In: *Journal of Theoretical Biology* 102 (1983), S. 549–567 4
- Haeckel et al. 1973** HAECKEL, J.-W. ; MEIJERING, M.P.D. ; RUSSETZKI, H.: *Gammarus fossarum* KOCH als Fallaubzersetzer in Waldbächen. In: *Freshwater Biology* 3 (1973), S. 241–249 53
- Haempel 1908** HAEMPEL, O.: III. Über die Fortpflanzung und künstliche Zucht des gemeinen Flohkrebse (*G. pulex* und *fluviatilis* R.). In: *Allg. Fisch.-Ztg.* 33 (1908), S. 86–89, 110–114, 137–141 4
- Heinze 1932** HEINZE, K.: Fortpflanzung und Brutpflege bei *Gammarus pulex* L. und *Carinogammarus Roeselii* Gerv. In: *Zoologische Jahrbücher A Zoologie und Physiologie der Tiere* 51 (1932), S. 397–440 4, 32
- Hill und Webster 1982** HILL, B. H. ; WEBSTER, J. R.: Periphyton production in an Appalachian river. In: *Hydrobiologia* 97 (1982), S. 275–280 9
- Hock et al. 1995** HOCK, B. ; FEDTKE, C. ; SCHMIDT, R.R.: *Herbizide: Entwicklung, Anwendung, Wirkungen, Nebenwirkungen*. Stuttgart, New York : Georg Thieme Verlag, 1995 14
- Hommen 1998** HOMMEN, U.: *Ökosystemmodelle von Modellökosystemen – Simulationen und Mikrokosmen in der Risikoanalyse von Fremdstoffen in aquatischen Ökosystemen*. Shaker, 1998. – Dissertation, RWTH Aachen 40
- Hornick et al. 1982** HORNICK, L. E. ; WEBSTER, J. R. ; BENFIELD, E. F.: Periphyton production in an Appalachian mountain trout stream. In: *The American Midland Naturalist* 106 (1982), Nr. 1, S. 22–36 10
- Hughes 1970** HUGHES, D.A.: Some factors affecting drift and upstream movement of *Gammarus pulex*. In: *Ecology* 51 (1970), S. 301–305 49, 62

- Hurlbert 1984** HURLBERT, S. H.: Pseudoreplication and the design of ecological field experiments. In: *Ecological Monographs* 54 (1984), Nr. 2, S. 187–211 16
- Ihaka und Gentleman 1996** IHAKA, R. ; GENTLEMAN, R.: R: A language for for data analysis and graphics. In: *Journal of Computational and Graphical Statistics* (1996), Nr. 5, S. 299–314 17
- ISO 1989** INTERNATIONAL ORGANISATION FOR STANDARDISATION (ISO) (Hrsg.): Water Quality – Fresh water algal growth inhibition test with *Scenedesmus subspicatus* and *Selenastrum capricornutum*. Genf, Schweiz, 1989. – ISO 8692 1
- IWV Berlin 1975** INSTITUT FÜR WASSERWIRTSCHAFT BERLIN (Hrsg.): *II – Biologische, mikrobiologische und toxikologische Methoden*. In: INSTITUT FÜR WASSERWIRTSCHAFT BERLIN (Hrsg.): *Ausgewählte Methoden der Wasseruntersuchung*. Jena, 1975 3
- Jensen 1966** JENSEN, S.: Report of new chemical hazard. In: *New Scientist* (1966), Nr. 32, S. 612 9
- Joergensen 1988** JOERGENSEN, S. E.: *Fundamentals of Ecological Modelling*. Amsterdam : Elsevier, 1988 41
- Jungmann et al. 2001a** JUNGSMANN, D. ; BRUST, K. ; HULTSCH, V. ; LICHT, O. ; MÄHLMANN, J. ; SCHMIDT, J. ; NAGEL, R.: Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern – Teil II: Wirkung des Herbizids Terbutryn / Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie. Oktober 2001. – Forschungsbericht. UBA-F+E 295 63 075 im Auftrag des Umweltbundesamtes 11, 19, 20, 21, 46, 47, 49, 52, 90
- Jungmann et al. 2001b** JUNGSMANN, D. ; BRUST, K. ; HULTSCH, V. ; LICHT, O. ; MÄHLMANN, J. ; SCHMIDT, J. ; NAGEL, R.: Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern – Teil I: Entwicklung der Testsysteme / Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie. Oktober 2001. – Forschungsbericht. UBA-F+E 295 63 075 im Auftrag des Umweltbundesamtes 20, 28
- Jungmann et al. 2001c** JUNGSMANN, D. ; BRUST, K. ; LICHT, O. ; MÄHLMANN, J. ; SCHMIDT, J. ; NAGEL, R.: Artificial indoor streams as a method to investigate the impact of chemicals on lotic communities. In: *Environmental Science and Pollution Research* 8 (2001), Nr. 1, S. 49–55 6

- Jungmann et al. 2001d** JUNGMANN, D. ; BRUST, K. ; LICHT, O. ; SCHMIDT, J. ; LUDWICHOWSKI, K.-U. ; NAGEL, R: Stellenwert von Ökosystemtests bei der ökologischen Risikobewertung gefährlicher Stoffe in Oberflächengewässern – Teil III: Wirkung des Insektizids Fenoxycarb / Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie. Oktober 2001. – Forschungsbericht. UBA-F+E 295 63 075 im Auftrag des Umweltbundesamtes 24, 25, 58, 59, 62
- Jungmann, im Druck** JUNGMANN, D. ; LADEWIG, V. ; KÖHLER, A. ; SCHIERLING, M. ; KÖHLER, H.-R. ; TRIEBSKORN, R. ; PETZSCH, P. ; LUDWICHOWSKI, K.-U. ; NAGEL, R: Umweltchemikalien mit Wirkung auf das Hormonsystem – TV5: Wirkung von Xenohormonen in aquatischen Ökosystemen / Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie. – Forschungsbericht. UBA-F+E 299 65 221/5 im Auftrag des Umweltbundesamtes – im Druck 73, 77
- Kosswig 1964** KOSSWIG, C.: Polygenetic Sex Determination. In: *Experientia* (1964), Nr. 20, S. 190–199 36, 41
- Krüger 2002** KRÜGER, G.: *Handbuch der Java-Programmierung*. 3. Addison-Wesley, 2002. – URL <http://www.javabuch.de>. – HTML-Ausgabe Version 3.0.1 © 1998–2003 Guido Krüger 30
- Leggett und Williams 1981** LEGGETT, R. W. ; WILLIAMS, L. R.: A reliability index for models. In: *Ecological Modelling* (1981), Nr. 13, S. 303–312 39, 40, 79, 91
- Legrand et al. 1987** LEGRAND, J. J. ; LEGRAND-HAMELIN, E. ; JUCHAULT, P.: Sex determination in crustacea. In: *Biol. Rev.* (1987), Nr. 62, S. 439–470 36, 41
- Licht, im Druck** LICHT, O. ; JUNGMANN, D. ; LUDWICHOWSKI, K.-U. ; NAGEL, R.: Long-term effects of fenoxycarb on two mayfly species in artificial indoor streams. In: *Ecotoxicology and Environmental Safety*. – im Druck 9, 65
- Liebl 1995** LIEBL, F.: *Simulation – Problemorientierte Einführung*. 2. München, Wien : Oldenbourg, 1995 35, 39
- Liess et al. 1993** LIESS, M. ; SCHULZ, R. ; WERNER, U.: Macroinvertebrate dynamics in ditches as indicator for surface water runoff. An ecological aspect for assessment of agriculture impact on running ecosystems. In: *Modelling Geo-Biosphere Processes 2* (1993), S. 279–292 49, 62
- Litchfield und Wilcoxon 1949** LITCHFIELD, J. ; WILCOXON, F.: A simplified method of evaluating dose-effect experiments. In: *Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics* (1949), Nr. 96, S. 99–113 15, 28

- Loskill und Nagel 1991** LOSKILL, R. ; NAGEL, R.: *Bioaccumulation in aquatic systems. Contributions to the assessment*. Weinheim : VCH, 1991 9
- LUA Essen 1999** LANDESUMWELTAMT ESSEN: Pflanzenbehandlungs- und Schädlingsbekämpfungsmittel in Oberflächengewässern. 1999. – Gewässergütebericht NRW – Berichtszeitraum 1987–1997 47
- LUG Dresden 1994** LANDESAMT FÜR UMWELT UND GEOLOGIE, DRESDEN: Gewässergütebericht – Biologische Befunde der sächsischen Fließgewässer mit Gewässergütekarte. 1994. – Materialien zur Wasserwirtschaft 5
- Mählmann et al. 1999** MÄHLMANN, J. ; SCHMIDT, J. ; JUNGSMANN, D. ; NAGEL, R.: *Populationsmodell für Asellus aquaticus und Gammarus fossarum in Fließbrinnen im Gewächshaus*. S. 176–185. In: OEHLMANN, J. (Hrsg.) ; MARKERT, B. (Hrsg.): *Ökotoxikologie - Ökosystemare Ansätze und Methoden*, ecomed, 1999 28
- Maley und Caswell 1993** MALEY, C.C. ; CASWELL, H.: Implementing i-state configuration models for population dynamics: an object-oriented programming approach. In: *Ecological Modelling* (1993), Nr. 68, S. 75–89 29
- Meijering 1971** MEIJERING, M.P.D.: Die Gammarus-Fauna der Schlitzerländer Fließgewässer. In: *Arch. Hydrobiol.* 68 (1971), S. 575–608 3, 36
- Miyamoto et al. 1993** MIYAMOTO, J. ; HINARO, M. ; TAKIMOTO, Y. ; HATAKOSHI, M.: Insect growth regulators for pest control with emphasis on juvenile hormone analogs: present status and future prospects. In: DUKE, S. (Hrsg.) ; MENN, J. (Hrsg.) ; PLIMMER, J. (Hrsg.): *Pest Control with Enhanced Environmental Safety*. 1993, S. 144–168. – ACS Symposium Series No. 524 14
- Moore 1975** MOORE, J.W.: The role of algae in the diet of *Asellus aquaticus* L. and *Gammarus pulex* L. In: *Journal of Animal Ecology* 44 (1975), Nr. 3, S. 719–730 53
- Muir et al. 1981** MUIR, D. C. G. ; PITZE, M. ; BLOUW, A. P. ; LOCKHART, W. L.: Fate of terbutryne in macrophyte-free and macrophyte-containing farm ponds. In: *Weed Res.* (1981), Nr. 21, S. 59–70 46
- NORM DIN 38405** Deutsche Einheitsverfahren zu Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchungen – D 9-2 Nitrat, D 11-1 Ortho Phosphat, D 11-4 Gesamt-Phosphat, E 5-1 Ammonium, D 21 Gelöste Kieselsäure. – DIN-Norm 20
- NORM EN 1484** Deutsche Einheitsverfahren zu Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchungen – DOC. – EN-Norm 25

- NORM EN 26777** Deutsche Einheitsverfahren zu Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchungen – Nitrit. – EN-Norm 20
- Odum 1983** ODUM, E. P.: *Grundlagen der Ökologie – Band I: Grundlagen*. 2. Stuttgart, New York : Georg Thieme, 1983 18, 69
- OECD 1994** ORGANISATION FOR ECONOMIC CO-OPERATION AND DEVELOPMENT (OECD) (Hrsg.): *Daphnia spec. Acute Immobilisation Test and Reproduction Test – Guidelines for the Testing of Chemicals*. 1994. – Draft 202 1
- OECD 2000** ORGANISATION FOR ECONOMIC CO-OPERATION AND DEVELOPMENT (OECD) (Hrsg.): *OECD Series on Testing and Assessment No. 23 – Guidance Document on Aquatic Toxicity Testing of Difficult Substances and Mixtures*. 2000. – ENV/JM/MONO(2000)6 46
- Petzoldt 1996** PETZOLDT, T.: *Möglichkeiten zur Vorhersage von Phytoplanktonmassenentwicklungen: Von der statistischen Betrachtungsweise zur Kurzfristprognose*, Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie, Dissertation, 1996 40, 42
- Petzoldt 2003** PETZOLDT, T.: *Konstruktion ökologischer Modelle mit der Open Source Software R*. Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie, Februar 2003. – URL <http://www.tu-dresden.de/fghhib/petzoldt/modlim/modlim.pdf> 29
- Pieper 1978** PIEPER, H.G.: Ökophysiologische und produktionsbiologische Untersuchungen an Jugendstadien von *Gammarus fossarum* KOCH, 1835. In: *Arch Hydrobiol Suppl* 54 (1978), S. 257–327 10, 21, 55
- Pöckl 1990** PÖCKL, M.: *Dauer der Brutentwicklung, Schlüpfertag, Wachstum und Fekundität von vier Populationen von Gammarus fossarum KOCH, 1835 und von zwei Populationen von G. roeseli GERVAIS, 1835 (Crustacea: Amphipoda) aus österreichischen Fließgewässern*, Universität Wien, Dissertation, 1990 4, 28, 32, 36, 37, 41, 73
- Pöckl 1992** PÖCKL, M.: Effects of temperature, age and bodysize on moulting and growth in the freshwater amphipods *Gammarus fossarum* and *G. roeseli*. In: *Freshwater Biology* 27 (1992), S. 211–225 4, 5
- Pöckl 1993** PÖCKL, M.: Reproductive potential and lifetime potential fecundity of the freshwater amphipods *Gammarus fossarum* and *G. roeseli* in Austrian streams and rivers. In: *Freshwater Biology* 30 (1993), S. 73–91 3, 45, 48, 49, 61, 73

- Pöckl und Humpesch 1990** PÖCKL, M. ; HUMPECH, U.H.: Intra- and interspecific variations in egg survival and brood development time for Austrian populations of *Gammarus fossarum* and *G. roeseli* (Crustacea: Amphipoda). In: *Freshwater Biology* 23 (1990), S. 441–445 5, 45, 48, 61, 74
- Pöckl und Timischl 1990** PÖCKL, M. ; TIMISCHL, W.: Comparative study of mathematical models for the relationship between water temperature and brood development time of *Gammarus fossarum* und *G. roeseli* (Crustacea: Amphipoda. In: *Freshwater Biology* (1990), Nr. 23, S. 433–440 41
- Ratte 1994** RATTE, H. T.: *Systemanalyse limnischer Lebensgemeinschaften – Konzept und Anwendung in Ökologie und Ökotoxikologie*, RWTH Aachen, Habilitationsschrift, 1994 29
- Ratte 1996** RATTE, H. T.: Statistical implications of end-point selection and inspection interval in the *Daphnia* reproduction test – a simulation study. In: *Environ. Toxicol. Chem.* (1996), Nr. 15, S. 1813–1843 1
- Richter und Söndgerath 1990** RICHTER, O. ; SÖNDGERATH, D.: *Parameter Estimation in Ecology*. Weinheim, Basel (Switzerland), Cambridge, New York : VCH, 1990 16
- Sachs 1992** SACHS, L.: *Angewandte Statistik*. 7. Berlin, Heidelberg : Springer, 1992 17
- Schellenberg 1942** SCHELLENBERG, A.: *Krebstiere oder Crustacea, IV: Flohkrebse oder Amphipoda*. Kap. 40, S. 24–31. In: DAHL (Hrsg.): *Die Tierwelt Deutschlands*. Jena : Gustav Fischer Verlag, 1942 4, 5, 28
- Schmid 1999** SCHMID, D.: *Ereignisorientierte Simulation*. Institut für Rechnerentwurf und Fehlertoleranz, Universität Karlsruhe, April 1999. – URL <http://goethe.ira.uka.de/~schmid> 30
- Schmidt 1997** SCHMIDT, J.: *Gammarus fossarum KOCH in Fließbrinnen: Erfassung von populationsrelevanten Daten*, Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie, Diplomarbeit, 1997 5, 28
- Schönborn 1992** SCHÖNBORN, W.: *Fließgewässerbiologie*. Jena, Stuttgart : Gustav Fischer Verlag, 1992 3
- Silvert 1993** SILVERT, W.: Object-oriented ecosystem modelling. In: *Ecological Modelling* (1993), Nr. 68, S. 91–118 30

- Slàma 1995** SLÀMA, K.: The present status of the mode of action of insect juvenile hormone. In: *Neth. J. Zool.* 45 (1995), Nr. 1–2, S. 71–78 14
- Söderström 1987** SÖDERSTRÖM, O.: Upstream movements of invertebrates in running waters - a review. In: *Archiv für Hydrobiologie* 111 (1987), Nr. 2, S. 197–208 49, 62
- Stiborova und Ksinska 1988** STIBOROVA, M. ; KSINSKA, S.: The effect of Triazine herbicides on the growth and photosynthetic characteristics of seedlings the Maize (*Zea mays* L.) and Barley (*Hordeum vulgare* L.). In: *Environmentalica* 2 (1988), Nr. 1-2, S. 87–96 13
- STUFA Radebeul 2000** STAATLICHES UMWELTFACHAMT RADEBEUL ; LANDESAMT FÜR UMWELT UND GEOLOGIE, DRESDEN (Hrsg.): Beschaffenheitsdaten für Lockwitzbach und Wilde Sau. 2000. – Materialien zur Wasserwirtschaft 5
- Sullivan 2000** SULLIVAN, J.: Environmental Fate of Fenoxycarb. Environmental Monitoring Branch, Dept. of Pesticide Regulation, California EPA, Sacramento, CA, USA, 2000. – Environmental Monitoring Fate Reviews. – URL <http://www.cdpr.ca.gov/docs/empm/pubs/envfate.htm> 59
- Sun Microsystems 2000** SUN MICROSYSTEMS, Inc.: Java (TM) 2 Platform, Standard Edition, v 1.3 API Specification. URL <http://java.sun.com/j2se/1.3/docs>, 2000. – On-line Documentation, © 1993-2000 Sun Microsystems, Inc. 30, 39
- Sutcliffe 1992** SUTCLIFFE, D. W.: Reproduction in *Gammarus* (Crustacea, Amphipoda): Basic Processes. In: *Freshwater Forum* (1992), Nr. 2, S. 102–128 26, 36
- Teichmann 1982** TEICHMANN, W.: Lebensabläufe und Zeitpläne von Gammariden unter ökologischen Bedingungen. In: *Arch Hydrobiol Suppl* 64 (1982), Nr. 2, S. 240–306 41
- Tomlin 2000** TOMLIN, C. D. S. (Hrsg.): *The Pesticide Manual*. 12. British Crop Protection Council (BCPC), Surrey, UK, 2000 14, 15, 45, 108
- ToxRat® Solutions GmbH 2002** TOXRAT® SOLUTIONS GMBH: ToxRat Professional Version 2.04 – Toxicity Response Analysis & Testing. 2002. – © 1999-2002 16
- Trebst et al. 1991** TREBST, A. ; KLUTH, J. ; TIETJEN, K. ; DRABER, W.: *Molecular analysis of photosystem II inhibition*. S. 111–120. In: FREHSE, H. (Hrsg.): *Pesticide Chemistry – Advances in International Research, Development and Legislation*. Weinheim : VCH, 1991 14

- Uhlmann und Horn 2001** UHLMANN, D. ; HORN, W.: *Hydrobiologie der Binnengewässer*. Stuttgart : Eugen Ulmer, 2001 61
- Vobis 1973** VOBIS, H.: Rheotaktisches Verhalten einiger Gammarus-Arten bei verschiedenem Sauerstoffgehalt des Wassers. In: *Helgoländer Wissenschaftliche Meeresuntersuchungen* 25 (1973), S. 495–508 45, 48, 60
- Waters 1965** WATERS, T.F.: Interpretation of invertebrate drift in streams. In: *Ecology* 46 (1965), S. 327–334 49, 62
- Weber 1972** WEBER, E.: *Grundriss der Biologischen Statistik*. 7. Jena : Gustav Fischer Verlag, 1972 15, 28
- Wernecke 1995** WERNECKE, K.-D.: *Angewandte Statistik für die Praxis*. Bonn, Paris : Addison-Wesley, 1995 16
- Werner 1994** WERNER, O.: *Eine Modellierungsumgebung zur Simulation komplexer biologischer Systeme*. DKFZ Heidelberg, 1994. – URL <http://mbi.dkfz-heidelberg.de/mbi/TR/TR64/diplom.Buch.html> 30
- Weyers und Suberkropp 1996** WEYERS, H. S. ; SUBERKROPP, K.: Fungal and bacterial production during the breakdown of yellow poplar leaves in 2 streams. In: *Journal of the North American Benthological Society* 15 (1996), Nr. 4, S. 408 11
- Williams 1971** WILLIAMS, D. A.: A test for differences between treatment means when several dose levels are compared with zero dose control. In: *Biometrics* (1971), Nr. 27, S. 103–117 15
- Williams 1972** WILLIAMS, D. A.: The comparison of several dose levels with a zero dose control. In: *Biometrics* (1972), Nr. 28, S. 519–531 15
- Willoughby und Sutcliffe 1976** WILLOUGHBY, L.G. ; SUTCLIFFE, D.W.: Experiments on feeding and growth of the amphipod *Gammarus pulex* (L.) related to its distribution in the River Duddon. In: *Freshwater Biology* 6 (1976), S. 577–586 8, 53
- Wolff 1995** WOLFF, W.F.: Individuen-orientierte Modelle für Watvogelkolonien in den Florida Everglades: Theorie und Anwendung. In: *Ökosysteme: Modellierung und Simulation; Umweltwissenschaften* 6 (1995), S. 205–240 30
- Woodwell et al. 1967** WOODWELL, G. M. ; WURSTER, C. F. J. ; ISAACSON, P. A.: DDT residue in an east coast estuary: A case of biological concentration of a persistent insecticide. In: *Science* (1967), Nr. 156, S. 821–824 9



## **A Anhang**



**Tabelle A.1:** Reproduktionsmodell GamMod – Eingangsparameter Gammarid

Abkürzung	Einheit	Bedeutung
maleStartPop	Integer	Anzahl adulte männliche Individuen der Startpopulation
femaleStartPop	Integer	Anzahl adulte weibliche Individuen der Startpopulation
reproductionSuccess	Double	Anteil der Weibchen, die erfolgreich befruchtet werden
meanEggsPerFemale <sup>a</sup>	Integer	Mittlere Eizahl pro Weibchen
stdDevEggsPerFemale	Integer	Standardabweichung Eizahl pro Weibchen
meanBroodDevTime	Double	Mittlere Brutentwicklungszeit (BDT) in Tagen
stdDevBroodDevTime	Double	Standardabweichung Brutentwicklungszeit
egghatchSuccess	Double	Anteil Juvenile die erfolgreich aus Eiern schlüpfen (berechnet als Anteil der ursprünglichen Eizahl eines Weibchens)
partOfFemaleAtBirth	Double	Anteil der Weibchen
awad	Double	Parameter $\alpha$ der Überlebensfunktion $S(t)$ (adult)
bwad	Double	Parameter $\beta$ der Überlebensfunktion $S(t)$ (adult)
awj	Double	Parameter $\alpha$ der Überlebensfunktion $S(t)$ (juvenil)
bwj	Double	Parameter $\beta$ der Überlebensfunktion $S(t)$ (juvenil)

<sup>a</sup>Wenn nur die Anzahl der Juvenilen Nachkommen pro Weibchen gegeben ist, dann wird meanEggsPerFemale dieser Wert zugewiesen, stdDevEggsPerFemale der Wert für zugehörige die Standardabweichung (wenn bekannt, sonst stdDevEggsPerFemale = 0) und egghatchSuccess = 0 gesetzt.

**Tabelle A.2:** Reproduktionsmodell GamMod – Eingangsparameter Habitat und Steuergrößen

Abkürzung	Datentyp	Bedeutung
modalTemperature <sup>a</sup>	Double	Modalwert <sup>b</sup> $D$ der Wassertemperatur in °C
minTemperature	Double	Minimumwert der Wassertemperatur in °C
maxTemperature	Double	Maximumwert der Wassertemperatur in °C
duration	Integer	Simulationsdauer in Tagen

<sup>a</sup>Wenn nur ein Temperaturwert gegeben ist, dann wird modalTemperature dieser Wert zugewiesen und minTemperature = 0 und maxTemperature = 0 gesetzt

<sup>b</sup>Dichtemittel

**Tabelle A.3:** Akuter Toxizitätstest mit *G. fossarum* – Testbedingungen

Organismus	<i>G. fossarum</i>
Altersstadien	juvenil, adult
Testsubstanz	Terbutryn (CAS-Nr. 886-50-0)
Konzentrationen <sup>a</sup>	1, 10 und 25 mg l <sup>-1</sup> ( <i>range-finder</i> -Test), 0,05, 0,3 0,9, 2,7 und 8,1 mg l <sup>-1</sup> (akuter Toxizitätstest)
Expositionsdauer	72 h ( <i>range-finder</i> -Test), 96 h (akuter Toxizitätstest)
Messintervalle	24, 48, 72 und 96 h
Gruppengröße	10 Organismen pro Konzentration und Kontrolle, keine Wiederholungen
Temperatur	20 °C
Futtermenge	keine
Belüftung	keine
Beleuchtung	12 h hell/12 h dunkel
Lösungsmittel <sup>b</sup>	dechloriniertes Leitungswasser
Lösungsvermittler	kein

<sup>a</sup>22 mg l<sup>-1</sup>: maximale Löslichkeit in H<sub>2</sub>O, 22 °C (Tomlin 2000)

<sup>b</sup>Für Stammlösung, Kontrolle und Exposition zu verwenden

**Tabelle A.4:** Akuter Toxizitätstest mit *G. fossarum* – Material und Geräte

Menge	Gerät	Bemerkungen
160	Schraubdeckelglas, 15 ml	10 ml, Fisher Scientific
2	Saugpipette (groß, klein)	zur Organismenentnahme
2	Federstahlpinzette	
1	Binokular	Wild M10, Okular 2,5fach, 10fach, Fa. Leica
1	pH-Meßgerät	pH 522, Fa. WTW
1	Sauerstoff-Meßgerät	Oxi 3000, Sonde OxiCal®-SL, Fa. WTW
1	Meßkolben, 1 L	für Stammlösung
1	Analysenwaage	RC 210 S, Fa. Sartorius
1	Ultraschallbad	2 mal 15 min bei 30 °C
1	Pipettensatz, 5, 10 und 20 ml	
1	Feinpipette	
3	Erlenmeyerkolben, 500 ml	
12	Bechergläser, 250 ml	
	Parafilm	
	Alufolie	Lichtschutz
	Dosierspatel	
	diverse Meßgefäße	
	Filterpapier	
	Kühlbrutschrank	Fa. Binder
	Ultraschallbad	Sonorex RK 100 H, Fa. Bandelin

**Tabelle A.5:** Range finder-Test *G. fossarum* – Meßwerte chemisch-physikalische Variablen zu Testbeginn (0 h) und Testende (96 h), adult: ad, juvenil: juv, n. v.: kein Meßwert vorhanden, Messung 0 h: gemeinsame Testlösung für alle Ansätze (ad, juv)

$c_{nom}$ in $\text{mg l}^{-1}$	$pH$			$O_2$ in $\text{mg l}^{-1}$			$T_W$ in $^{\circ}\text{C}$		
	0 h (ad, juv)	96 h (ad)	96 h (juv)	0 h (ad, juv)	96 h (ad)	96 h (juv)	0 h (ad, juv)	96 h (ad)	96 h (juv)
0	8,3	8,5	8,5	11,3	11,7	11	17,4	22,3	20,7
1,00	8,2	8,6	8,6	9,6	9,6	10,7	21,8	22,6	22,6
10,00	8,2	8,6	n. v.	9,6	15,9 <sup>a</sup>	n. v.	21,6	22,9	n. v.
25,00	8,2	8,1 <sup>b</sup>	8,2 <sup>b</sup>	9,2	9,4 <sup>b</sup>	10,3 <sup>b</sup>	22	22,1 <sup>b</sup>	21,7 <sup>b</sup>

<sup>a</sup>Ausreißer (Meßgerätfehler)

<sup>b</sup>gemessen nach 48 h (Test vorzeitig beendet, da alle tot)

**Tabelle A.6:** Akuter Toxizitätstest mit *G. fossarum* – Meßwerte chemisch-physikalische Variablen am Testende (96 h), adult: ad, juvenil: juv

$c_{nom}$ in $\text{mg l}^{-1}$	$pH$		$O_2$ in $\text{mg l}^{-1}$		$T_W$ in $^{\circ}\text{C}$	
	96 h (ad)	96 h (juv)	96 h (ad)	96 h (juv)	96 h (ad)	96 h (juv)
0	8,2	8,2	98	105	23,9	23,5
0,05	8,0	8,2	90	108	24,0	23,2
0,30	7,9	8,0	95	109	23,7	22,8
0,90	7,9	8,1	95	109	23,5	22,9
2,70	8,0	8,1	90	107	23,1	23,7
8,10	8,0	8,2	90	103	24,0	23,8

**Tabelle A.7:** Anzahl und Summe (Bruttosumme ohne Berücksichtigung der Mortalität) der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) in den Fließrinnen K, 0,6, 6, 60 und 600 (Experiment Terbutryn)

Zeit in d	K		0,6		6		60		600	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
-3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
28	0	7	7	0	0	19	0	3	0	0
35	3	8	0	0	0	2	0	0	0	11
42	2	4	19	8	14	13	16	4	1	0
49	0	13	2	32	20	2	8	24	12	0
56	15	24	12	0	1	28	15	24	6	5
63	7	10	0	1	0	11	2	11	1	0
70	9	13	46	21	40	18	46	0	0	0
77	1	14	5	37	26	4	3	13	10	0
Summe	37	93	91	99	101	97	90	79	30	16

**Tabelle A.8:** Anzahl und Summe der Juvenilen in den Expositionsgefäßen (FS A und FS B) der Fließrinne K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Zeit in d	K		0,05		0,5		5		50	
	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B
-1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4	0	1	0	1	3	0	0	0	0	3
11	19	31	9	11	0	1	6	10	0	8
18	5	17	8	14	6	6	28	25	4	1
25	31	16	11	10	15	15	31	28	9	8
32	27	45	9	14	25	19	15	19	11	16
39	28	36	22	22	22	16	15	20	10	13
46	21	32	38	21	29	14	28	29	2	9
53	37	30	45	14	29	9	44	20	2	7
60	40	22	34	6	19	2	26	13	1	6
67	57	21	37	20	2	14	23	6	1	3
74	29	13	7	3	0	0	5	6	2	3
81	13	19	15	3	0	6	3	3	2	1
88	8	8	4	1	0	5	0	0	1	1
95	10	5	4	1	0	0	0	0	1	1
100	7	1	4	0	0	0	0	0	1	1
Summe	332	297	247	141	150	107	224	179	47	81

**Tabelle A.9:** Meßdaten Juvenile pro Weibchen in *Multi Tube Traps* (MTT) (Experiment Fenoxycarb)

Weibchen Nr.	K			0,05			0,5			5			50		
	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3	1	2	3
1	7	6		8			10	4		9	4	8	9		
2	5	11		19	9		14			15			18		
3	24			22	7		5			15			13	13	11
4	13	14	9	4	7	8				11			12	17	
5	8	13	10	8	14	7	13			2	10		12	8	
6	9	14		1			6	4		1			4		
7	11			8			8	5		1			17	5	
8	18			10	9		8			11	15		11		
9	10	7	8	21			11			4			13		
10	7	11		2	10	8	9			10			10		
11	14	4		22	8	11	9			11			5		
12	14	11	5	11	7		6			8			9	6	
13	6									9	9		8	9	
14	17	14		6			3	8		7	5		10		
15	4			12			6			3			11	6	

**Tabelle A.10:** Meßdaten Brutentwicklungszeit in den *Multi Tube Traps* (MTT) der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Ansatz	Brutentwicklungszeit in <i>d</i>														
K	29	31	29	28	29	32	27	25	28	31	28	28	28	25	
0,05	29	29	29	28	27	28	29	29	25	25	29				
0,5	32	29	25	29	29	32									
5	25	28	29	28	27	32	29	28	29	29	32				
50	28	28	29	32	25	25	29								

**Tabelle A.11:** Meßdaten Anzahl der überlebenden adulten Gammariden in den *Multi Tube Traps* (MTT) der Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Zeit in d	K	0,05	0,5	5	50
-1	30	30	30	30	30
3	29	30	30	30	29
5	29	29	29	30	29
7	29	28	29	30	29
10	28	28	29	30	29
13	28	28	29	30	29
17	28	28	26	30	29
20	28	28	26	30	28
24	28	28	25	30	28
27	27	28	24	29	28
31	27	28	24	29	28
35	27	28	23	26	27
38	26	28	23	26	27
42	25	28	23	25	27
45	25	26	23	24	25
49	24	24	23	23	25
52	23	24	22	22	24
56	19	22	17	21	24
59	17	22	16	19	23
63	16	21	15	16	23
66	15	21	15	14	23
70	14	21	14	14	20
73	13	18	10	14	20
77	13	16	6	12	18
80	13	15	6	10	17
84	13	13	2	10	16
87	13	12	2	3	15
91	12	10	1	3	13
94	11	10	1	2	13
99	8	7	1	2	13

**Tabelle A.12:** Meßdaten Wassertemperatur in den Fließbrinnen K, 0,05, 0,5, 5 und 50 (Experiment Fenoxycarb)

Zeit in d	K	0,05	0,5	5	50
-2	14,2	14,8	14,3	14,1	14,1
1	14,1	14,5	14,3	14,3	14,1
4	14,2	14,4	14,2	13,7	14,2
7	14,6	14,5	14,6	12,7	14,3
10	n. v.				
13	14,6	14,7	14,5	14,3	14,3
16	14,5	14,8	14,2	14,4	14,3
19	14,8	14,4	14,3	14,2	14,3
22	14,4	14,7	14,3	14,2	14,2
25	14,0	14,6	14,3	14,0	14,1
28	14,2	14,5	14,3	14,2	14,2
31	14,6	14,6	14,4	14,3	14,3
34	14,7	14,7	14,6	14,0	14,2
37	14,5	14,6	14,4	14,0	14,2
40	14,4	14,6	14,4	13,7	14,1
43	14,7	14,8	14,3	14,1	14,2
46	14,4	14,6	14,4	14,3	14,1
49	14,5	14,5	14,4	13,3	13,9
52	14,1	14,4	14,2	13,1	13,9
55	14,4	14,6	14,5	13,6	14,2
58	14,5	14,6	14,3	14,1	14,3
61	14,2	14,6	14,2	13,8	14,3
64	14,4	14,5	14,4	13,5	14,0
67	14,4	14,7	14,2	14,1	14,2
70	14,3	14,4	14,3	14,1	14,2
73	14,4	14,7	14,4	14,3	14,2
76	14,5	14,6	14,3	14,2	14,2
79	14,6	14,4	14,3	14,1	14,1
82	14,3	14,3	14,2	14,2	14,2
85	14,6	14,5	14,3	14,2	14,2
88	14,4	14,7	14,3	14,4	14,3
91	14,6	14,7	14,4	14,1	14,1
94	14,7	14,9	14,5	14,4	14,2
97	14,5	14,5	14,4	14,1	14,2

n. v.: nicht vermessen



SCHMIDT, J., *Wirkung von Umweltchemikalien auf Gammarus fossarum – Populationsexperimente und individuenbasiertes Reproduktionsmodell*, Technische Universität Dresden, Institut für Hydrobiologie, Dissertation, 2003

### Berichtigungen

- S. 10, S. 17 und Abbildung 2.9 Insektizid Fenoxycarb statt Herbizid Fenoxycarb  
Abbildung 2.7 Zeile „log K<sub>OW</sub>:“ 3,65 statt 3.65  
Abbildung 3.3 Legende: 0,6 statt 0,05; 6 statt 0,5; 60 statt 5; 600 statt 50
- S. 52, S. 55 und S. 58  $c_{eff} = 289 \mu\text{g l}^{-1}$  statt  $c_{eff} = 289 \text{mg l}^{-1}$   
S. 56  $\text{EC}_{50} = 198 \mu\text{g l}^{-1}$  statt  $c_{eff} = 198 \text{mg l}^{-1}$   
S. 58 und S. 90  $2 \mu\text{g l}^{-1}$  statt  $2 \text{mg l}^{-1}$   
S. 79 BBA Wirkstoffdatenblatt Fenoxycarb<sup>a</sup> statt BBA Wirkstoffdatenblatt Terbutryn
- S. 89 Faktoren 35 (für adulte Gammariden) und 14 (für juvenile Gammariden) statt Faktoren 19 (für adulte Gammariden) und 8 (für juvenile Gammariden)
- S. 90  $3,4 \text{mg l}^{-1}$  statt  $10 \text{mg l}^{-1}$ ;  $1,4 \text{mg l}^{-1}$  statt  $4 \text{mg l}^{-1}$

---

<sup>a</sup>BIOLOGISCHE BUNDESANSTALT FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT (Hrsg.):  
*Wirkstoff-Datenblatt Fenoxycarb, BBA-Nr. 0765*