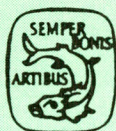


Phytotoxizitäts- untersuchungen an Wildkräutern und einer Kulturpflanze

A. Marschner



Gustav Fischer Verlag • Stuttgart/New York • 1992

Der 1902 gegründete gemeinnützige Verein für Wasser-, Boden- und Luft-hygiene E.V. fördert das gleichnamige Institut des Bundesgesundheitsamtes.

Außerdem tritt er über das Institut mit wissenschaftlichen Veranstaltungen auf den einschlägigen Gebieten der Umwelthygiene und der Gesundheitstechnik an die Öffentlichkeit.

Er gibt für seine Mitglieder die Schriftenreihe und die Literaturberichte über Wasser, Abwasser, Luft und feste Abfallstoffe (Gustav Fischer Verlag, Stuttgart/New York) heraus.

Geschäftsführender Vorstand:

Oberstadtdirektor a. D. Hans-Diether Imhoff, Dortmund
Direktor Dr.-Ing. Günther Annen, Essen
Direktor Dr.-Ing. Heinz Tessorff, Berlin

Geschäftsführung:

Dipl.-Ing. Heiner Nobis-Wicherding,
Postfach 31 14 20, 1000 Berlin 31

Alle Rechte der Übersetzung vorbehalten

© Copyright 1992 by Verein für Wasser-, Boden- und Lufthygiene,
Berlin-Wilmersdorf

Printed in Germany

ISBN 3-437-30666-9

Herstellung: Westkreuz-Druckerei Berlin/Bonn, 1000 Berlin 49

Phytotoxizitäts- untersuchungen an Wildkräutern und einer Kulturpflanze

Übertragbarkeit des vom ChemG
geforderten Phytotoxizitätstests auf Wildkräuter

A. Marschner



Untersuchung zur Eignung von Segetalarten für die
Phytotoxizitätsprüfung von Chemikalien

vorgelegt von
Diplom-Biologin
Annette Marschner
aus Berlin

vom Fachbereich 14 – Landschaftsentwicklung –
der Technischen Universität Berlin
zur Erlangung des akademischen Grades
eines Doktor rer. nat.
genehmigte Dissertation

Promotionsausschuß:

Vorsitzender: Prof. Dr. J. Erber

Berichter: Prof. Dr. R. Bornkamm

Berichter: Dir. u. Prof. Dr. H. Becker

(Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
Berlin-Dahlem)

Tag der wissenschaftlichen Aussprache: 27. 9. 1991

Berlin 1992

Inhaltsverzeichnis

1. Einleitung	1
1.1 Thematischer Rahmen	1
1.2 Auswahl der Chemikalien	3
1.2.1 Atrazin	4
1.2.2 TPBS	5
1.2.3 LAS	7
1.3 Auswahl der Pflanzen	8
1.4 Fragestellung	11
2. Material und Methoden	12
2.1 Testchemikalien	12
2.2 Pflanzenarten	13
2.3 Kultivierung in Erdkultur	13
2.3.1 Boden	14
2.3.2 Konzentration und Applikation der Chemikalien	14
2.3.3 Untersuchte Parameter	15
2.3.4 Vorkeimung	17
2.3.5 Pikieren der Pflanzen	17
2.3.6 Wachstumsbedingungen	18
2.4 Kultivierung in TPBS-kontaminierter Hydrokultur	18
2.4.1 Nährlösung	19
2.4.2 Konzentrationen und Applikation von TPBS	19
2.4.3 Vorkeimung und Anzucht	19
2.4.4 Pikieren der Pflanzen und Versuchsdurchführung	19
2.4.5 Wachstumsbedingungen	21
2.5 Keimungsversuche	21
2.6 Transpiration und begleitende Untersuchungen	23
2.7 Feinstrukturuntersuchungen	24
2.8 Statistische Auswertung	24
3. Ergebnisse	26
3.1 TPBS-Phytotoxizitätstest in Erdkultur	26
3.1.1 Wirkung auf die Biomasse	26
3.1.2 Erweiterter Konzentrations-Wirkungsversuch von <i>Amaranthus retroflexus</i>	31
3.1.3 Konzentrations-Wirkungsbeziehung von <i>Malva pusilla</i> und <i>Nigella arvensis</i>	33
3.2 LAS-Phytotoxizitätstest in Erdkultur	37
3.2.1 Wirkung auf die Biomasse	37
3.3 Atrazin-Phytotoxizitätstest in Erdkultur	42
3.3.1 Wirkung auf die Biomasse	42
3.4 TPBS-Phytotoxizitätstest in Hydrokultur	45
3.4.1 Wirkung auf <i>Brassica rapa</i>	45
3.4.1.1 Vergleich von 14-Tage-Erd- und 14-Tage-Hydrokulturversuch	45
3.4.1.2 Sproßentwicklung von 14 und 42 Tage alten Pflanzen	46
3.4.1.3 Wurzelentwicklung nach 14-Tage-Hydrokulturversuch	47
3.4.1.4 Vergleich von Sproß und Wurzel nach 14-Tage- und 42-Tage-Hydrokulturversuch	49
3.4.2 Wirkung auf <i>Amaranthus retroflexus</i>	51
3.4.2.1 Vergleich von 14-Tage-Erd- und 14-Tage-Hydrokulturversuch	51
3.4.2.2 Sproßentwicklung von 14 und 42 Tage alten Pflanzen	52

3.4.2.3	Wurzelentwicklung nach 14-Tage-Hydrokulturversuch	53
3.4.2.4	Vergleich Sproß und Wurzel nach 14-Tage- und 42-Tage-Hydrokultur	54
3.4.3	Wirkung auf <i>Galinsoga parviflora</i>	55
3.4.3.1	Vergleich von 14-Tage-Erd- und 14-Tage- Hydrokulturversuch	55
3.5	Keimung unter Chemikalieneinfluß	56
3.5.1	Keimung in Abhängigkeit von TPBS	56
3.5.1.1	Reproduzierbarkeit der Keimung	62
3.5.2	Keimwurzellänge in Abhängigkeit von TPBS	63
3.5.3	Keimung in Abhängigkeit von LAS	63
3.5.3.1	Reproduzierbarkeit der Keimung	68
3.5.4	Keimwurzellänge in Abhängigkeit von LAS	69
3.5.5	Relatives Frischgewicht, Trockengewicht und Wassergehalt	70
3.5.6	Zeitparallele Keimungsversuche unter TPBS- und LAS- Einfluß	71
3.6	Feinstrukturveränderungen in Abhängigkeit von TPBS	71
3.6.1	<i>Amaranthus retroflexus</i>	72
3.6.2	<i>Brassica rapa</i>	79
3.7	Blatttranspiration in Abhängigkeit von TPBS	80
3.7.1	<i>Amaranthus retroflexus</i>	80
3.8	Stomata-Dichte in Abhängigkeit von TPBS	81
3.8.1	<i>Amaranthus retroflexus</i>	81
4.	Diskussion	84
4.1	Vergleich der 14-Tage-Phytotoxizitätstests von TPBS, LAS und Atrazin in Erdkultur	84
4.1.1	Empfindlichkeitseinstufung der Arten	84
4.1.2	Wasserhaushalt der Pflanzen unter TPBS-Einfluß	93
4.1.3	Vergleich der Chemikalien im Hinblick auf ihre phytotoxische Wirkung	94
4.2	TPBS-kontaminierte Hydrokultur	95
4.2.1	Pflanzenverfügbarkeit von TPBS	95
4.2.2	TPBS-Effekte an Pflanzen aus Hydrokultur und aus dem aquatischen Bereich	101
4.2.3	Direkte Wirkungen auf die Wurzeln	103
4.2.4	Indirekte Wirkungen auf die Wurzeln	108
4.2.5	Langzeitwirkung der Testsubstanz	110
4.3	Keimungstest	111
4.4	Feinstrukturveränderungen unter TPBS-Einwirkung	116
4.5	Transpiration unter TPBS-Einwirkung	118
4.6	Grenzen des Phytotoxizitätstestes, der im Rahmen des ChemG vorgesehen ist	123
4.7	Abschließende Betrachtung	127
4.8	Klassifizierung terrestrischer Toxizität	132
4.9	Umweltgefährlichkeit der Testsubstanzen bezogen auf das Kompartiment Boden	135
5.	Zusammenfassung	142
6.	Literatur	144
	Anhang	

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Charakteristika der verwendeten Testpflanzen.	10
Tab. 2: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte unter TPBS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch).	30
Tab. 3: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte unter TPBS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (Probit-Analyse).	30
Tab. 4: Auflaufzahlen unter TPBS-Einfluß bei <i>Brassica rapa</i> und <i>Galinsoga parviflora</i> (14-Tage-Erdkulturversuch).	31
Tab. 5: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte mit Vertrauensbereichen unter TPBS-Einfluß bei <i>Malva pusilla</i> und <i>Nigella arvensis</i> (14-Tage-Erdkulturversuch).	34
Tab. 6: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte mit Vertrauensbereichen unter LAS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch).	40
Tab. 7: EC-50-Wert der Sproß-Frischgewichte mit Vertrauensbereichen unter Atrazin-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturvers.).	42
Tab. 8: EC-50-Werte (Sproß-, Knollenfrisch- & Wurzeltrockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei <i>Brassica rapa</i> nach 14 und 42 Tagen (Hydrokult.vers. I).	45
Tab. 9: Sproß-Frischgewicht (FG) unter TPBS-Einfluß bei <i>Brassica rapa</i> nach 14 und 42 Tagen, Gewichtsverhältnis und Gewichtszuwachs (Hydrokulturversuch I).	47
Tab. 10: EC-50-Werte (Sproß-, Knollenfrisch- & Wurzeltrockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei <i>Brassica rapa</i> nach 14 und 42 Tagen (Hydrokulturvers. II).	50
Tab. 11: Sproß-Wurzel-Verhältnis (Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei <i>Brassica rapa</i> nach 14 und 42 Tagen.	50
Tab. 12: EC-50-Werte (Sproß-Frischgewicht, Wurzel-Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei <i>Amaranthus retroflexus</i> nach 14 und 42 Tagen (Hydrokulturversuch I, Erdkulturversuch).	52
Tab. 13: Sproß-Frischgewicht (FG) unter TPBS-Einfluß bei <i>Amaranthus retroflexus</i> nach 14 und 42 Tagen, Gewichtsverhältnis und Gewichtszuwachs (Hydrokulturversuch I).	53
Tab. 14: Wurzel-Trockengewicht (TG) unter TPBS-Einfluß bei <i>Amaranthus retroflexus</i> nach 14 Tagen und Konzentrations-Trockengewichts-Korrelation (Hydrokulturversuch I).	53
Tab. 15: Primärwurzellängen und Wurzeldichte 1.Ordnung pro Primär-Wurzel unter TPBS-Einfluß bei <i>Amaranthus retroflexus</i> nach 14 Tagen (Hydrokulturversuch I).	54
Tab. 16: EC-50-Werte von Sproß (FG) und Wurzel (TG) unter TPBS-Einfluß bei <i>Amaranthus retroflexus</i> nach 14 und 42 Tagen.	54

Tab. 17: Sproß-Wurzel-Verhältnis (Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei <i>Amaranthus retroflexus</i> nach 14 und 42 Tagen.	55
Tab. 18: EC-50-Werte (Sproßfrisch-, Wurzel-Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei <i>Galinsoga parviflora</i> nach 14 und 42 Tagen.	55
Tab. 19: EC-50-Werte (Keimungsrate, 2. Bonitur) unter TPBS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch).	62
Tab. 20: EC-50-Werte (Keimungsrate, 2. Bonitur) unter LAS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch).	64
Tab. 21: Reihung der Arten nach ihrer Empfindlichkeit unter LAS-Einfluß.	69
Tab. 22: Stomata-Dichte pro Blattfläche am 7. Blatt bei <i>Amaranthus retroflexus</i> unter TPBS-Einfluß.	81
Tab. 23: Blattfläche des 7. Blattes bei <i>Amaranthus retroflexus</i> unter TPBS-Einfluß.	82
Tab. 24: Stomata-Anzahl pro Blatt (7. Blatt) bei <i>Amaranthus retroflexus</i> unter TPBS-Einfluß.	82
Tab. 25: Transpirationsleistung pro Stoma bei <i>Amaranthus retroflexus</i> am 7. Blatt unter TPBS-Einfluß.	83
Tab. 26: Reihung der Arten nach ihrer Empfindlichkeit bei verschiedenen Chemikalien.	86
Tab. 27: EC-50-Werte 15 Pflanzen unter TCA-Einfluß (mg/kg Boden).	87
Tab. 28: EC-50-Werte vom Sproßfrischgewicht nach 14 Tagen.	96
Tab. 29: Quotient der EC-50 für $KClO_3$ aus Erd- und Hydrokultur für verschiedene Arten auf der Basis von Werten von ADEMA & HENZEN (1989) $EC-50_{Bodenwa.} : EC-50_{Hydrolos.}$ und $EC-50_{Bodenvol.} : EC-50_{Hydrolos.}$	98
Tab. 30: EC-50-Quotienten und Pflanzenverfügbarkeit unter TPBS-Einfluß aus Erd- und Hydrokulturversuchen.	98
Tab. 31: EC-50-Verhältnisse von <i>Lactuca sativa</i> und <i>Enchytraeus albidus</i> an verschiedenen Chemikalien.	100
Tab. 32a,b: EC-50 bzw. LC-50 Werte (je mg/l) verschiedener Testorganismen für TPBS, LAS und Atrazin aus Hydro- bzw. Aquarienversuchen.	102
Tab. 33: Verteilung der Akut-Fisch-LC-50-Werte auf Toxizitätsklassen (n=19).	132
Tab. 34: Verteilung der Akut-Pflanzen-EC-50-Werte und Akut-Regenwurm-EC-50-Werte auf Toxizitätsklassen, Pflanzen, <i>Brassica rapa</i> , <i>Avena sativa</i> (n=23), Regenwurm <i>Eisenia foetida</i> (n=23).	133

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Versuchsaufbau zum Hydrokulturversuch	20
Abb. 2-6: Sproßfrischgewicht unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdkulturversuch.	27 - 28
Abb. 7: Gesamtüberblick der Sproßfrischgewichte verschiedener Arten in Abhängigkeit von TPBS nach 14 Tagen im Erdversuch.	28
Abb. 8: Sproßfrischgewicht von <i>Amaranthus retroflexus</i> in Abhängigkeit von TPBS nach 14 Tagen im Erdversuch.	32
Abb. 9: Wassergehalt (WG) und Trockengewicht (TG) in Prozent zum Frischgewicht sowie Wassersättigung.	32
Abb. 10: Sproßfrischgewicht von <i>Malva pusilla</i> unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch.	35
Abb. 11: Wassergehalt (WG) und Trockengewicht (TG) in Prozent zum Frischgewicht sowie Wassersättigung.	35
Abb. 12: Sproßfrischgewicht von <i>Malva pusilla</i> unter TPBS-Einfluß von zwei Versuchsserien nach 14 Tagen.	35
Abb. 13: Sproßfrischgewicht von <i>Nigella arvensis</i> unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch.	36
Abb. 14: Wassergehalt (WG) und Trockengewicht (TG) in Prozent zum Frischgewicht sowie Wassersättigung.	36
Abb. 15: Sproßfrischgewicht von <i>Nigella arvensis</i> unter TPBS-Einfluß von zwei Versuchsserien nach 14 Tagen.	36
Abb. 16-22: Sproßfrischgewichtsentwicklung unter LAS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch.	38 - 39
Abb. 23: Gesamtüberblick der Sproßfrischgewichte verschiedener Arten in Abhängigkeit von LAS nach 14 Tagen im Erdversuch.	41
Abb. 24-28: Sproßfrischgewichtsentwicklung unter Atrazin-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch.	43 - 44
Abb. 29: Überblick der Sproßfrischgewichte verschiedener Arten in Abhängigkeit von Atrazin nach 14 Tagen im Erdversuch.	44
Abb. 30: Sproßfrischgewicht von <i>Brassica rapa</i> nach 14 Tagen in Hydro- und Erdkultur.	46
Abb. 31: Wurzelhabitus von <i>Brassica rapa</i> unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen in Hydrokultur.	48
Abb. 32: Sproßfrischgewicht von <i>Amaranthus retroflexus</i> 14 Tagen in Hydro- und Erdkultur.	51
Abb. 33-39: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter TPBS-Einfluß.	57 - 60

Abb. 40: Mittlere Keimung von <i>Brassica rapa</i> unter TPBS-Einfluß im Gewächshaus und im Brutschrank.	60
Abb. 41-47: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter LAS-Einfluß.	65 - 68
Abb. 48: Keimung von <i>Brassica rapa</i> unter LAS-Einwirkung im Gewächshaus und im Brutschrank.	68
Abb. 49: Frischgewicht, Trockengewicht sowie Wassergehalt von <i>Brassica rapa</i> -Keimlingen bzw. -Samen unter LAS-Einfluß auf die jeweilige Kontrolle bezogen dargestellt.	70
Abb. 50: Keimung von <i>Brassica rapa</i> unter TPBS- und LAS-Einfluß im Brutschrank.	71
Abb. 51: Blattstengel von <i>Amaranthus retroflexus</i> bei 15 mg TPBS/l. Vesikuläre Strukturen und Plasmalemma-Ablösungen.	73
Abb. 52: Blatt von <i>Amaranthus retroflexus</i> bei 15 mg TPBS/l.	73
Abb. 53: Blatt von <i>Amaranthus retroflexus</i> bei 15 mg TPBS/l. Detail. Abschnürungen des Tonoplasten und vesikuläres Plasma sowie Plasmalemmaablösung.	74
Abb. 54: Blatt von <i>Amaranthus retroflexus</i> bei 20 mg TPBS/l. Tonoplastenabschnürungen.	74
Abb. 55: Blatt von <i>Amaranthus retroflexus</i> bei 20 mg TPBS/l. Tonoplastenabschnürungen und blasige Strukturen an der Chloroplasten-Doppelmembran.	75
Abb. 56: Blatt von <i>Amaranthus retroflexus</i> bei 20 mg TPBS/l. Chloroplast mit blasiger Struktur an der Doppelmembran.	75
Abb. 57: Blatt von <i>Brassica rapa</i> bei 15 mg TPBS/l. Vesikuläres Plasma. Abschnürungen des Tonoplasten und Ablösungen der Plasmalemmas.	76
Abb. 58: Blattstiel von <i>Brassica rapa</i> bei 15 mg TPBS/l. Vesikuläres Plasma.	76
Abb. 59: Blatt von <i>Brassica rapa</i> bei 15 mg TPBS/l. Abschnürungen des Tonoplasten.	77
Abb. 60: Blattstengel von <i>Brassica rapa</i> bei 20 mg TPBS/l. Vesikuläres Plasma, vermehrtes Vorkommen von Dictyosomen.	77
Abb. 61: Blatt von <i>Brassica rapa</i> bei 20 mg TPBS/l. Abschnürungen des Tonoplasten.	78
Abb. 62: Blatt von <i>Brassica rapa</i> bei 20 mg TPBS/l. Starke Abschnürungen des Tonoplasten zu einer Myelin-Figur.	78
Abb. 63: Transpiration von <i>Amaranthus retroflexus</i> im Tagesverlauf unter TPBS-Einfluß in Hydrokultur.	80
Abb. 64: Modelldarstellung der Biomassenentwicklung von Konzentrations-Wirkungsbeziehungen unter Chemikalieneinfluß.	90

1. Einleitung

1.1 Thematischer Rahmen

Die vorliegende Arbeit an Wildpflanzen stellt eine Erweiterung der ökotoxikologischen Untersuchungen dar, die vom Gesetzgeber im Rahmen des Gesetzes zum Schutz vor gefährlichen Stoffen (Chemikaliengesetz - ChemG 1980) verlangt werden. In Kraft getreten ist es am 1. Januar 1982. Die erste Novellierung erfolgte zum 1. August 1990. In den Paragraphen 7 und 9 dieses Gesetzes und konkretisiert in der Verordnung über Anmeldeunterlagen und Prüfnachweise nach dem ChemG werden neben physikalischen, chemischen und toxikologischen Tests auch Prüfnachweise über ökotoxikologische Wirkungen gefordert. Der Umfang der Prüfnachweise richtet sich nach den in Verkehr gebrachten Mengen eines neuen Stoffes (klassifiziert nach 1 t/a, 100 t/a bzw. insgesamt 500 t seit dem Beginn der Herstellung oder seiner Einfuhr in die EG, 1000 t/a bzw. insgesamt 5000 t seit dem Beginn der Herstellung oder seiner Einfuhr in die EG). Entsprechend dieser Mengenschwellen sollen Prüfungen mit steigendem Informationsgehalt zur Grundstufe sowie Stufe 1 und 2 durchgeführt werden (UBA 1986). Die in der Stufe 1 verlangten ökotoxikologischen Untersuchungen umfassen auch solche an einer höheren Pflanze. Im Gegensatz zum aquatischen Medium, das schon bei den ökotoxikologischen Untersuchungen der Grundstufe berücksichtigt wird, werden Tests, die für das terrestrische Medium relevant sind, erst in der Stufe 1 durchgeführt. Aus einer größeren Anzahl von Kulturpflanzen, vorgeschlagen von der OECD (1984) und EG (1985), werden im deutschen Verfahrensvorschlag die zwei Pflanzenarten Stoppelrübe (*Brassica rapa*) und Hafer (*Avena sativa*) empfohlen (BBA 1984). Als weiterer Vertreter des terrestrischen Systems findet lediglich der Regenwurm (*Eisenia foetida*) Eingang in das Testprogramm.

Im Gebiet der Bundesrepublik Deutschland sind rund 2500 höhere Pflanzen und 45000 Tierarten nachgewiesen (BLAB et al. 1984). Auf die starke Einengung der Verwendung der o.g. wenigen Testorganismen und auf den Verzicht von niederen Pflanzen, Mikroflora und Fauna, sowie Endverbraucher terrestrischer Nahrungsketten weisen RUDOLPH & BOJE (1986) und KORTE (1987) hin. Die Autoren kommen zu dem Schluß, daß durch das ökotoxikologische Prüfprogramm der Stufe 1 (ChemG) nur ein Ausschnitt des möglichen toxischen Potentials eines Stoffes in terrestrischen Systemen erfaßt wird und somit die Bewertung auch nur punktuell sein kann. Eine Erweiterung des Prüf-

programmes für den terrestrischen Bereich kann allerdings u.U. auf der Stufe 2 erfolgen. Die Vorgehensweise anhand der Prüfnachweise, aber auch die Probleme bei der prospektiven Risikoabschätzung für die Umwelt werden in den Veröffentlichungen des Umweltbundesamtes (UBA 1983, 1984, 1986) sowie bei RUDOLPH & BOJE (1986) dargestellt.

Die Auswahl von Vertreter- bzw. Indikatororganismen für bestimmte Ökosysteme unterliegt konkreten Bedingungen. Diese Vertreter sollen repräsentativ für das Ökosystem sein, in den zu testenden Parametern empfindlich reagieren, möglicherweise aus verschiedenen trophischen Ebenen stammen und zuletzt auch leicht handhabbar und züchtbar sein (vgl. BECKER 1987, HEIDLER 1987). Da aber zwischen den Arten Empfindlichkeitsunterschiede gegenüber Schadstoffen existieren, gibt es keinen umfassenden Modellorganismus. Dennoch meint HEIDLER (1987), daß zahlreiche Untersuchungen homologe Wirkungen bei unterschiedlichen Arten erkennen lassen. RUDOLPH & BOJE (1986:16) äußern sich demgegenüber: "Nach heutigem Wissensstand sind wir lediglich in der Lage, Prognosen über die Belastung einzelner Arten zu erstellen. Laborversuche liefern uns Aussagen über die Wirkung eines Stoffes (oder Stoffgemisches) auf einzelne Species. Eine Übertragung dieser Resultate auf andere Species oder gar Prognosen auf ökosystemare Prozesse wäre eine nach wissenschaftstheoretischen Kriterien nicht zulässige Prognose."

Aufgrund solcher Diskrepanzen in bezug auf die Verallgemeinerung von Versuchsergebnissen, wie sie HEIDLER (1987) und RUDOLPH & BOJE (1986) in ihren Beiträgen zum Ausdruck bringen, werden im ersten Teil der Arbeit Untersuchungen an einer Kulturpflanze sowie an verschiedenen Wildpflanzen in Erweiterung des deutschen Verfahrensvorschlags zur Ermittlung der Phytotoxizität durchgeführt und in ihren Konzentrations-Wirkungsreaktionen verglichen. Ein weiterer Teil der Arbeit widmet sich der Untersuchung der Wechselwirkung zwischen Testchemikalien und Pflanzen auf verschiedenen Ebenen. Zum einen wird die Reaktion der Pflanzen gegenüber einer Testchemikalie in verschiedenen Entwicklungsstadien erfaßt, zum anderen aber auch einige ausgesuchte morphologisch-anatomische sowie physiologische Veränderungen untersucht.

Die vorliegende Arbeit steht in Beziehung zu Forschungsprojekten, die parallel bzw. nachfolgend zur Chemikaliengesetzgebung und Novellierung des Pflanzenschutzgesetzes (1986) durchgeführt

worden sind. Es war bekannt, daß die vom Chemikalien- und Pflanzenschutzgesetz für neue Stoffe und Pflanzenschutzmittel vorgeschriebenen ökotoxikologischen Prüfungen in Form von Mono-Species-Tests nur begrenzte Informationen über Verhalten und Wirkungen der Stoffe im Ökosystem geben. Deshalb wurden vom Bundesministerium für Forschung und Technologie (BMFT) zusammen mit dem Projektträger Kernforschungsanlage Jülich (KFA) (SCHLOSSER & BECKER 1986) sowie vom Umweltbundesamt (UBA) die unterschiedlichsten Forschungsprojekte in Auftrag gegeben, um Ansätze zur ökotoxikologischen Bewertung sowie Möglichkeiten und Grenzen für die Risikoabschätzung von Chemikalien im Ökosystem herauszuarbeiten. Seit 1978 bzw. 1980 hat das BMFT 71 Vorhaben im Rahmen der Schwerpunktthemen "Methoden zur ökotoxikologischen Bewertung von Chemikalien" und "Auffindung von Indikatoren zur prospektiven Bewertung der Belastbarkeit von Ökosystemen" gefördert. Die einzelnen Vorhaben befaßten sich mit allen ökologisch wichtigen Bereichen wie aquatischen und terrestrischen Systemen, Böden und Modellsystemen sowie mit pflanzlichen Zellkulturen und isolierten Pflanzenzellen. Die Ergebnisse der Vorhaben sind in einer Literaturstudie (SCHLOSSER 1988) zusammengefaßt und ausgewertet worden. Von den vom Umweltbundesamt geförderten Projekten werden aus diesem Bereich stellvertretend die Untersuchungen von SCHÄRER (1983), METZNER et al. (1985), RÖMBKE et al. (1988), HEISE et al. (1988), HEYDEMANN et al. (1989), UBA (1989) und KNACKER et al. (1989, 1990) genannt.

1.2 Auswahl der Chemikalien

Im Auftrag des Umweltbundesamtes sind Forschungsvorhaben mit der Thematik "Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfungsvorschriften und der Aussagekraft der Grundstufe sowie der Stufe 1 und 2 des ChemG" von verschiedenen Forschungseinrichtungen durchgeführt worden (RUDOLPH & BOJE 1986). Die physikalisch-chemischen, toxikologischen und ökotoxikologischen Untersuchungen erfolgten an insgesamt 25 Stoffen, zumeist Altstoffen. Als Altstoffe werden solche Substanzen bezeichnet, die vor Inkrafttreten des ChemG auf dem Markt waren und im Altstoffregister erfaßt sind.

Für die Problemstellung der vorliegenden Arbeit sind von diesen Testchemikalien zwei Substanzen - Atrazin und TPBS - ausgewählt worden, die in ihrem physikalisch-chemischen Verhalten voneinander abweichen (KÖRDEL et al. 1981a, RIPPEN et al. 1982, GSF

1983), verschiedenen Stoffklassen angehören und sich in ihrer biologischen Wirkung (Phytotoxizität) sowie in ihrer Wirkungsweise unterscheiden.

Da das Tensid TPBS in den heutigen Haushaltswaschmitteln nicht mehr verwendet wird, ist in der vorliegenden Arbeit auch ein weiteres Tensid getestet worden, das heutzutage als wichtigste waschaktive Substanz in Wasch- und Reinigungsmitteln eingesetzt wird.

1.2.1 Atrazin

Atrazin ist ein Derivat des 1,3,5-Triazins. Nach Angaben von JÄGER (1977) waren die 1,3,5-Triazinderivate neben den Phenoxyfettsäuren die wirtschaftlich wohl bedeutendste herbizide Substanzklasse. Für Atrazin ist die Anwendung unter Wahrung einer Übergangsfrist mit der Verordnung vom 22.3.1991 verboten (BUNDESGESETZBLATT 1991). Von der ersten Generation der Triazinherbizide sind als wichtigste Wirkstoffe Simazin und Atrazin zu nennen. Atrazin ist 1957 erstmals als Herbizid beschrieben worden (KOCH & HURLE 1978). Es wurde als Wirkstoff eines selektiv wirkenden Herbizids meist in Kulturen von Mais, Hirse, Zuckerrohr und Ananas (JÄGER 1977) und in der Bundesrepublik hauptsächlich im Maisanbau eingesetzt. Die Aufwandmenge betrug in Maiskulturen 3 kg/ha als Vor- und Nachauflaufherbizid (SCHUPHAN 1987).

Die herbizide Wirkung des Atrazins beruht auf Störungen der Photosynthese bei der Lichtreaktion II. Die Elektronentransportkette zwischen dem Elektronenakzeptor des Photosystems II und dem Plastochinon wird vermutlich unterbrochen (JÄGER 1977). Eine weitere Wirkungskomponente ist die Hemmung der Hillreaktion, sowie die Beeinflussung der Respiration. Als Ursache für die Wirkungsselektivität der 1,3,5-Triazine sind physikalische wie auch biochemische Faktoren zu nennen. Nach Angaben von JÄGER (1977) ist Atrazin schwer wasserlöslich und weist eine relativ starke Adsorption in verschiedenen Böden auf. Das führt dazu, daß der Wirkstoff in den oberen Bodenschichten verbleibt und von den dort keimenden Pflanzen aufgenommen wird, während tiefer wurzelnde Kulturpflanzen nicht mit dem Herbizid in Kontakt kommen.

Die biochemische Wirkungsselektivität beruht darauf, daß viele Arten in der Lage sind, das Herbizid sehr rasch in nicht

phytotoxische Verbindungen zu metabolisieren. Die hohe Triazin-Toleranz von Mais basiert auf der Umbildung des Triazins in inaktive Triazin-Konjugate (JÄGER 1977).

Aus den USA ist auch bekannt, daß Atrazin in Baumschulen mit Koniferenbeständen Verwendung fand (RYAN 1970). Resistenzerscheinungen bei den Wildpflanzen aufgrund von jahrelanger Anwendung traten in den USA erstmalig in den sechziger Jahren auf (RYAN 1970), während in Europa dieses Phänomen seit 1979 beobachtet wird (GRESSEL et al. 1982). Von den in dieser Arbeit eingesetzten sechs Wildpflanzenarten sind Atrazin resistente Rassen für drei Arten (*Chenopodium album*, *Amaranthus retroflexus*, *Solanum nigrum*) nachgewiesen worden (GRESSEL et al. 1982). Im Spektrum der getesteten sechs Wildarten galt es, ein Augenmerk auch auf diese Erscheinung zu richten.

Aus Süddeutschland häuften sich in letzter Zeit die Meldungen von Atrazin-Nachweisen im Grundwasser (IPS 1988). Zum einen ist aus diesen Angaben die Umweltbrisanz von Atrazin zu entnehmen, zum anderen ist dieses Herbizid aber auch interessant, weil mit ihm die unterschiedlichsten Untersuchungen durchgeführt wurden und die eigenen Ergebnisse an Wildpflanzen in einen größeren Rahmen gestellt werden können. Allerdings bemerkt HEIDLER (1987) speziell zu Untersuchungen der akuten Toxizität von Atrazin an aquatischen Lebewesen, daß die ermittelten Werte nach unterschiedlichen Methoden oder Versuchsansätzen erstellt und unterschiedliche Beobachtungszeiträume und Prüfmedien verwendet worden sind, so daß eine Vergleichbarkeit, geschweige denn eine Beurteilungsmöglichkeit, nur eingeschränkt gegeben ist. Aus solchen Beobachtungen leitet sich die Forderung nach standardisierten Prüfmethoden, wie es das Chemikaliengesetz fordert, zwangsläufig ab.

1.2.2 TPBS

Das Tetrapropylenbenzolsulfonat gehört zu den anionischen Tensiden. Je nach Ladung des Tensidmoleküls unterscheidet man anionische, nicht-ionische, kationische und amphotere Tenside. Die anionischen Tenside werden als waschaktive Substanzen (WAS) in den gebräuchlichen Haushalts-, Wasch-, Spül- und Reinigungsmitteln verwendet (BUEREN & GROSSMANN 1971, HUBER & HUBER 1988, STACHE 1979, STACHE & GROSSMANN 1985).

Tenside wie TPBS und LAS wirken aufgrund der Molekülstruktur als Lösungsvermittler zwischen hydrophilen und hydrophoben Agenzien. Die reinigende Wirkung der Tenside beruht auf zwei wichtigen Effekten:

Die Tensidteilchen lagern sich an Grenzflächen so an, daß der hydrophile Teil zum Wasser und der hydrophobe Teil zur hydrophoben Umgebung orientiert ist. Diese Grenzflächenadsorption bewirkt eine Verringerung der Grenzflächenspannung, wodurch Textilfasern und Schmutz besser benetzbar sind und eine Schmutzablösung ermöglichen.

Überschüssige Tensidteilchen lagern sich zu kugelförmigen Aggregaten (Mizellen) zusammen und bilden ein Vorratsreservoir zur weiteren Benetzung von Schmutzpartikeln (VOLLMER & FRANZ 1985, STACHE & GROSSMANN 1985).

Grenzflächenaktive Substanzen werden nicht nur als Wasch- und Reinigungsmittel verwendet, sondern finden auf allen Gebieten Anwendung, wo zwischen zwei nicht-mischbaren Phasen ein Kontakt hergestellt werden soll. So werden diese Tenside auch in der Baustoffindustrie, der Metallverarbeitung, der Schädlingsbekämpfung, der Kosmetik, der chemischen und der Nahrungsmittelindustrie eingesetzt (KELKA 1977) sowie als Textilhilfsmittel (FISCHER 1973).

TPBS hat in den fünfziger Jahren die Seife als waschaktive Substanz weitgehend verdrängt. Aufgrund der guten Wascheigenschaften wurde 1959 ca. 65 % des Bedarfs der westlichen Welt an synthetischen Waschrohstoffen durch TPBS abgedeckt (STACHE & GROSSMANN 1985). Bei einer Konzentration von mehr als 1 mg WAS/l entstanden nicht nur Schaumberge unterhalb von Stauwehren, sondern ganze Gewässerabschnitte waren davon betroffen und auch Kläranlagen wurden zum Erliegen gebracht (HUBER & HUBER 1988), da durch das Zusammenspiel von TPBS mit Proteinen bzw. deren Abbauprodukten ein sehr stabiler Schaum entstand (KELKA 1977). Die Probleme durch den unzureichenden biologischen Abbau von TPBS führten 1961 zum 1. Deutschen Detergenziengesetz (Gesetz über Detergenzien in Wasch- und Reinigungsmitteln), das 1964 wirksam wurde. Nach diesem Gesetz müssen Tenside mindestens zu 80 % innerhalb von 28 Tagen biologisch abbaubar sein (STACHE 1979). Die biologische Abbaubarkeit wird in der Bundesrepublik Deutschland mit Belebtschlamm-Labororientests ermittelt. Aufgrund der verzweigt-kettigen Molekülstruktur wird TPBS von Mikroorganismen nur schlecht abgebaut und des-

halb auch als hartes Detergens bezeichnet (RÖMPP 1977). Nach Inkrafttreten des Detergenziengesetzes wurde es durch das Lineare Alkylbenzolsulfonat (LAS) ersetzt.

1.2.3 LAS

LAS nimmt heute unter den anionischen Tensiden eine dominierende Rolle ein. In der Bundesrepublik Deutschland werden großtechnisch pro Jahr ca. 170000 t anionische Tenside hergestellt, davon gehen 119000 t auf das LAS zurück (RIPPEN et al. 1987a). Der Anteil der Alkylbenzolsulfonate in der Standardformulierung von Universalwaschpulvern beträgt 8 - 12 % (STACHE & GROSSMANN 1985).

LAS ist ein lineares Alkylbenzolsulfonat mit einer unverzweigten Alkylkette. Es wird als weiches Detergens bezeichnet (RÖMPP 1977), da es aufgrund der linearen Alkylkette von Mikroorganismen leicht abgebaut werden kann. Mit zunehmender Kettenlänge nimmt aber die Fischtoxizität zu (HIRSCH 1964). Es tritt eine Verquellung und Zerstörung des respiratorischen Epithels der Fische Kiemen auf, die zum Tode der Fische führt. HIRSCH (1964) stellt einen Vergleich zwischen biologischer Abbaubarkeit, Waschwirkung und Fischgiftigkeit von n-Alkylbenzolsulfonaten auf. Ab einer Kohlenstoffanzahl der Alkylkette von zehn und mehr Atomen nimmt die Waschwirkung nur schwach zu, während sich der biologische Abbau ab zwölf Kohlenstoffatomen wieder verschlechtert. Aus diesen Ergebnissen kommt HIRSCH (1964) zu dem Schluß, daß eine Alkylkettenlänge von zehn bis vierzehn C-Atomen für die Alkylbenzolsulfonate einen optimalen Kompromiß darstellt.

Von BUEREN & GROSSMANN (1971), LABUS (1979) und HUBER & HUBER (1988) werden Belastungen der Oberflächengewässer durch anionische Tenside mit einem Wert um 0.1 mg/l angegeben. Nach neueren Messungen von FISCHER (1980) und KLOPP (1987) können für die Flüsse Neckar, Main, Ruhr und Rhein in Abhängigkeit der Probenahmeorte und der saisonalen Einflüsse unter Bedingungen der normalen Belastung Konzentrationen von 0.02 bis 0.05 mg LAS/l nachgewiesen werden. Unter Bedingungen hoher Belastungen können 0.1 mg LAS/l erreicht werden (POREMSKI 1990, errechnet aus Daten von FISCHER 1980). In früheren Meßserien von 1958 bis 1975 wurden von FISCHER & WINKLER (1976) im Stromgebiet des Rheins noch Belastungsspitzen von 3 mg/l MBAS und an der Emscher-Mündung von 6.3 mg MBAS/l angegeben (anionenaktive Tenside werden auf der Basis des Deutschen

Einheitsverfahrens H 23 als Methylenblau-Komplex - MBAS gemessen).

Umweltrelevante Bedeutung haben Tenside auch in Kläranlagen, bei der Verrieselung häuslicher Abwässer sowie bei der Nutzung von Klärschlämmen in der Landwirtschaft. Die Tenside gelangen über das Abwasser in die Kläranlagen. Ein Teil der Tenside bleibt in Lösung und wird von Mikroorganismen in der biologischen Klärstufe zu einem gewissen Prozentsatz abgebaut (SWISHER 1970). Ein anderer Teil wird an den Partikeln des Klärschlammes adsorbiert (HUSMANN et al. 1963).

Durch Düngung der Äcker mit Klärschlämmen gelangen Tenside auch in das terrestrische Ökosystem, wodurch Böden und Pflanzen beeinflusst werden können (LAUTEN 1964, KICK 1976). Klärschlämme können über 10000 mg/kg TG an Tensiden enthalten (McEVOY & GIGER 1985).

1.3 Auswahl der Pflanzen

Von Veränderungen in der Wildkrautflora durch Herbizidanwendung berichten STRYCKERS (1979), HÄFLIGER (1982) und EGGERS (1984a). Es treten artenärmere Bestände auf, da es wegen fehlender Konkurrenz durch herbizidgeschädigte Wildkräuter zu Massenvermehrungen von nichtgeschädigten Wildkrautarten kommt (STRYCKERS 1979). Neben dem Herbizideinsatz, den SCHUMACHER (1984) für den wesentlichen Faktor des Rückgangs der Segetalflora hält, sind auch weitere Ursachen wie die Veränderung der Fruchtfolge, Aufgabe der Brache, Standweite, Sortenwahl, Saatgutreinigung, Vorverlegung der Saatzeit und Bodenbearbeitung zu nennen (HÄFLIGER 1982, SCHUMACHER 1984, EGGERS 1984a). Der Rückgang betrifft besonders Arten, die einen geringen Stickstoffbedarf haben und lichtbedürftig sind (ELLENBERG 1983). Ein Drittel aller in der Bundesrepublik Deutschland und in Berlin (vor 1990) einheimischen Farn- und Blütenpflanzen sind ausgestorben oder gefährdet (ANONYMOUS 1981, BLAB et al. 1984). Speziell für die Segetalflora gilt, daß von den 270 - 280 in der Bundesrepublik vorkommenden Ackerwildkräutern 14 Arten ausgestorben und rund 25 % gefährdet oder vom Aussterben bedroht sind (SCHUMACHER 1984). BLAB et al. (1984) erwähnen auch, daß besonders die Ackerwildkräuter nicht mit herkömmlichen Methoden des Arten- und Biotopschutzes in Form von Naturschutzgebieten bzw. Naturdenkmälern geschützt werden können, da ihre Verbreitung an die Bearbeitung des Ackers gebunden ist.

Die ausgewählten Ackerwildkräuter lassen sich in zwei Gruppen einteilen. In der ersten Gruppe befinden sich solche, die trotz Herbizideinsatzes auf den Äckern sehr häufig vorkommen. In der zweiten Gruppe befinden sich dagegen Ackerwildkräuter, die aufgrund ihrer starken Gefährdung (BLAB et al. 1984) nur noch selten auf Äckern anzutreffen sind. Da im Einsatz von Herbiziden seit den fünfziger Jahren neben anderen Ursachen hierin ein weiterer Grund für den Rückgang der als gefährdet eingestuften Arten zu suchen ist (SCHUMACHER 1984, 1987), sollte auch eine besondere Empfindlichkeit gegenüber Umweltchemikalien geprüft werden. Außerdem wurde als weiteres Auswahlkriterium bei diesen Arten der "Roten Liste" darauf geachtet, daß sie im Gegensatz zu den Vertretern der ersten Gruppe nur mäßig bis wenig stickstoffliebend sind. Die Auswahl erfolgte nach ELLENBERG (1979).

Unter dem Gesichtspunkt der Standardisierung von Testverfahren mußten keimungszuverlässige Ackerwildkräuter ausgesucht werden. Weitere Auswahlkriterien für die praktisch-experimentelle Handhabbarkeit waren zusätzlich die Größe und Wuchsform. Folgende Pflanzenarten wurden ausgewählt:

1. Gruppe

<i>Amaranthus retroflexus</i> L.	(Amaranthaceae)
<i>Chenopodium album</i> L.	(Chenopodiaceae)
<i>Galinsoga parviflora</i> CAVANILLES	(Asteraceae)
<i>Solanum nigrum</i> L. emend. MILLER	(Solanaceae)

2. Gruppe

<i>Malva pusilla</i> WITHERLING	(Malvaceae)
<i>Nigella arvensis</i> L.	(Ranunculaceae)

Die Übertragbarkeit der Ergebnisse von der Kulturpflanze auf Wildpflanzen wurde an der Stoppelrübe *Brassica rapa* subsp. *rapa* (DC.) METZGER (Cruciferae) überprüft, die vom deutschen Richtlinienentwurf neben *Avena sativa* als Testpflanze vorgesehen ist.

In der Tabelle 1 sind einige Merkmale der eingesetzten Arten zusammenfassend dargestellt.

1.4 Fragestellung

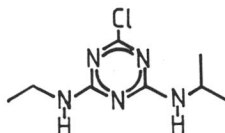
Wie schon in Kapitel 1.1 dargestellt, sollen anhand der durchgeführten Versuche im wesentlichen zwei Fragenkomplexe geklärt werden:

- I. Fragen, die im Zusammenhang mit dem Phytotoxizitätstest entsprechend dem deutschen Verfahrensvorschlag und dessen Erweiterung stehen.
 1. Läßt sich eine Validierung des Phytotoxizitätstests entsprechend dem deutschen Verfahrensvorschlag für Wildpflanzen vornehmen?
 2. Ergeben sich unter einer Chemikalieneinwirkung Empfindlichkeitsunterschiede der Arten? Läßt sich durch geeignete Wahl der Konzentrationen eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung erstellen, mit der man verschiedene artspezifische Reaktionsmuster auf Chemikalien aufzeigen kann?
 3. Wie phytotoxisch sind die getesteten Chemikalien?
- II. Fragen, die sich aus der Wechselwirkung zwischen den Testchemikalien unter verschiedenen Aspekten ergeben.
 1. Lassen sich durch die TPBS-Einwirkung unterschiedliche Reaktionen der Pflanzen in verschiedenen Entwicklungsstadien (wie Keimung, Jungpflanzen und ausgewachsene Pflanzen) nachweisen?
 2. Welche Pflanzenverfügbarkeit von TPBS ergibt sich bei der Gegenüberstellung von Hydro- und Erdkulturversuchen?
 3. Inwieweit läßt sich die toxische Wirkung von TPBS auf morphologischer-anatomischer sowie physiologischer Ebene an einer ausgewählten Art nachweisen?

2. Material und Methoden

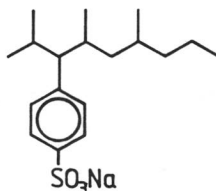
2.1 Testchemikalien

Atrazin - 2-Ethylamino-4-chlor-6-(2-propylamino)-1,3,5-Triazin



Der Wirkstoff Atrazin (CAS-Nr. 1912-24-9) mit einem Reinheitsgrad von 98.7 % wurde von der Fa. Ciba-Geigy (Basel, Schweiz) bezogen. Die Wasserlöslichkeit beträgt 47 mg/l (RIPPEN et al. 1982).

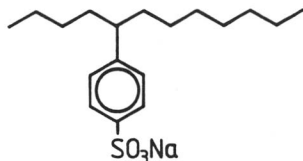
TPBS - Tetrapropylenbenzolsulfonat



TPBS lag als Natriumsalz der Tetrapropylenbenzolsulfonsäure vor. Das anionische Tensid TPBS (Handelsname Marlon-TPS; CAS-Nr. 11067-82-6) wurde als 50.5 %ige wäßrige Lösung von der Fa. Hüls (Marl, FRG) für Versuchszwecke zur Verfügung gestellt. Der Aggregatzustand wird als pastös bezeichnet. Das ehemalige Handelsprodukt Marlon-TPS mit der Summenformel $C_{18}H_{24}SO_3Na$ ist ein Isomerenmisch. Der Alkylrest des Tetrapropylenbenzolsulfonats besteht aus zahlreichen stellungsisomeren Kohlenwasserstoffen der Summenformel $C_{12}H_{24}$ mit starker Verzweigung (BOCK & WICKBOLDT 1963).

TPBS ist gut wasserlöslich (189.3 g/l bei +20° C) (KÖRDEL et al. 1981a) und weist eine sehr geringe Volatilität aus wäßriger Lösung auf (KÖRDEL et al. 1981b).

LAS - Lineares Alkylbenzolsulfonat



LAS lag als Natriumsalz der n-Alkylbenzolsulfonsäure vor ($n = 10 - 13$) und wurde als 50 %ige wäßrige Lösung verwendet. Auch das anionische Tensid LAS (Handelsname Marlon A; CAS-Nr. 68411-30-3) (für $n = 12$, CAS-Nr. 25-155-30-0) ist von der Fa. Hüls (Marl, FRG) zur Verfügung gestellt worden. Der Aggregatzustand ist auch hier pastös. Die Wasserlöslichkeit wird mit 400 g/l (VOGL et al. 1987-1990) angegeben. LAS besteht aus einem technischen Gemisch von linearkettigen Alkylbenzolsulfonaten mit 10 - 13 C-Atomen im Alkylrest und statistischer Verteilung des Benzolkerns an den C-Atomen 2 - 11 (LABUS 1979). Die Summenformel ist $C_{16}H_{25}SO_3Na$ bis $C_{19}H_{31}SO_3Na$.

2.2 Pflanzenarten

Das Samenmaterial von *Brassica rapa*, *Amaranthus retroflexus*, *Chenopodium album*, *Galinsoga parviflora*, *Solanum nigrum* stammt vom Institut f. Unkrautforschung der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft (Braunschweig), während für *Malva pusilla* Material aus den Botanischen Gärten von Dresden, Karlsruhe und Berlin verwendet wurde. Das Samenmaterial von *Nigella arvensis* wurde aus den Botanischen Gärten von Halle und Karlsruhe bezogen.

Um möglichst reinrassiges Samenmaterial für die Versuchsansätze zu verwenden, sind von den 20 angeschriebenen Samendiensten nur diejenigen verwendet worden, die umfangreiches Material zur Verfügung stellen konnten. Die jeweiligen Versuchsserien sind mit Material einheitlicher Herkunft durchgeführt worden.

2.3 Kultivierung in Erdkultur

Die Versuche dienten dazu, eine Konzentrations-Wirkungsbeziehung auf der Grundlage von Wachstum bzw. Biomassenproduktion für

Jungpflanzen (Alter 14 Tage) an verschiedenen Arten zu ermitteln und abschließend die Übertragbarkeit von an der Kulturpflanze gewonnenen Ergebnissen an ausgewählten Wildpflanzen zu überprüfen.

2.3.1 Boden

Es wurde ein Ackerboden der Biologischen Bundesanstalt Braunschweig verwendet, der als schwach humoser, schluffiger Sandboden zu bezeichnen ist. Der Boden aus diesem Institut weist einen pH-Wert von 6.5 (0.1 N KCl), 0.99 % org. C, 49.4 % Sand, 39.0 % Schluff und 11.6 % Ton (gesiebt auf 5 mm) auf (PESTEMER 1983). Die Lagerung des Testbodens erfolgte bei 35 - 40 % seiner maximalen Wasserkapazität. Die maximale Wasserkapazität, wie sie SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL (1984) definieren, wurde entsprechend nach dem Verfahren von SCHLICHTING & BLUME (1966) ermittelt. Die maximale Wasserkapazität für den verwendeten Boden betrug 27 ml/100 g ofentrockenen Boden (Trocknung bei +105° C).

2.3.2 Konzentration und Applikation der Chemikalien

Die hydrophilen Chemikalien TPBS und LAS wurden in destilliertem Wasser gelöst und die gewünschten Konzentrationen unter Berücksichtigung der aktiven Inhaltsstoffe (a.i. WAS) hergestellt.

In Vorversuchen wurde Atrazin entsprechend der Richtlinie der OECD (1984) mit Quarzsand im Mörser gemischt. Aus diesem Quarzsand-Substanz-Gemisch sollten dann Verdünnungsreihen hergestellt werden. Bei diesem Verfahren ergab sich eine sehr ungleichmäßige Verteilung des Atrazins. Deshalb wurde Atrazin zunächst in Aceton gelöst, mit Quarzsand vermischt und in einem schwachen Luftstrom getrocknet. Da sich aber größere Atrazin-Anteile an den Gefäßwänden ablagerten, wurde auch diese Methode verworfen.

Aufgrund dieser Versuchsergebnisse wurde das Atrazin zunächst in Methanol gelöst und danach als wäßrige Stammlösung angesetzt. Die Menge des Methanols betrug in Relation zum wäßrigen Gesamtvolumen der Stammlösung 0.5 %. Dem Kontrollansatz wurde ebenfalls entsprechend Methanol zugesetzt.

Für die Erdversuche erfolgte die Applikation stets so, daß jeweils die gewünschte Stoffmenge der Testchemikalie in 10 ml Wasser gelöst und mit Hilfe eines Rührgerätes gleichmäßig mit einem Kilogramm ofentrockenen Boden vermengt wurde. Die Kontamination bei den Erdversuchen erfolgte einmalig zum Versuchsbeginn, der mit dem Pikieren der Pflanzen eingeleitet wurde.

Um den Wirkungsbereich von TPBS, LAS und Atrazin zu ermitteln (Range-Finding), wurden in Vorversuchen die Konzentration 1, 10, 100 und 1000 mg Substanz/kg ofentrockener Erde entsprechend dem deutschen Verfahrensvorschlag zum Phytotoxizitätstest (BBA 1984) eingesetzt.

Für die Hauptversuche wurden folgende Konzentrationen (a.i.) verwendet:

TPBS (mg/kg ofentr. Boden):

- 10, 20, 50, 100, 200, 500, 800 (*Brassica*, *Amaranthus*,
Chenopodium, *Galinsoga*, *Solanum*)
- 10, 20, 50, 80, 100, 150, 200 (*Malva*, *Nigella*)
- 1, 5, 10, 20, 50, 65, 80, 100, 150, 200 (*Amaranthus*)

LAS (mg/kg ofentr. Boden):

- 5*, 10, 20, 50, 80, 100, 150, 200, 225*
(*Brassica*, *Amaranthus*, *Chenopodium*,
*Galinsoga**, *Malva**, *Nigella**, *Solanum**)

(* = Konzentration nur bei gekennzeichneten Taxa eingesetzt)

Atrazin (mg/kg ofentr. Boden):

- 0.02, 0.04, 0.06, 0.08, 0.10, 0.16 (*Brassica*, *Amaranthus*,
Chenopodium, *Galinsoga*, *Solanum*)

2.3.3 Untersuchte Parameter

Vorrangig wurde die Biomasse als Frischgewicht ermittelt. Außerdem wurden meist auch die Trockengewichte erfaßt. Aus diesen beiden Meßgrößen wurde der Wassergehalt bezogen auf das Frischgewicht nach TURNER (1981) wie folgt berechnet:

$$WG_{\% \text{ FG}} = \frac{FG - TG}{FG} * 100$$

WG = Wassergehalt (%)
FG = Frischgewicht (mg)
TG = Trockengewicht (mg)

In der Literatur wird bei Felduntersuchungen oft das Trockengewicht als Bezugsgröße genannt. Da aber der Wassergehalt nicht über ein Zeitintervall bei schwankenden Frischgewichten ermittelt wurde, sondern zu einem definierten Zeitpunkt nach 14 Tagen und konstanten Versuchsbedingungen, erschien es sinnvoll, das Frischgewicht als Bezugsgröße zu wählen.

Exemplarisch wurde für *Amaranthus retroflexus*, *Malva pusilla* und *Nigella arvensis* unter TPBS-Einfluß das Sättigungsdefizit ermittelt. Die Bestimmung erfolgte in modifizierter Form nach der Methode von KREEB (1977) und JANETSCHKE (1982). Da die Pflanzen im Alter von 14 Tagen noch sehr kleinwüchsig waren, konnten ausgestanzte Blattscheiben wie vorgeschrieben nicht verwendet werden. Statt dessen wurden die Pflänzchen mit ihren Stengeln ins Wasser gestellt und dort bis zur Gewichtskonstanz im Dunkeln aufgesättigt. Hierzu wurden die Glasschalen mit wenig Wasser befüllt und die Stängel der Pflänzchen in eine mit kleinen Löchern versehene schwimmende Styroporplatte gesteckt. Durch dieses Prinzip war gewährleistet, daß die Blättchen nicht mit dem Wasser in Kontakt gerieten. Als methodischen Fehler nennt KREEB (1977), daß Atmungs- und Wachstumsprozesse während der Messung nicht auszuschließen sind. Das Wassersättigungsdefizit errechnet sich nach folgender Gleichung:

$$\text{Sätt.def.} = \frac{WG_{\text{Sätt}} - WG_{\text{Akt}}}{WG_{\text{Sätt}}} * 100$$

Sätt.def. = Sättigungs-Defizit (%)
 $WG_{\text{Sätt}}$ = Sättigungs-Wassergehalt (mg)
 WG_{Akt} = aktueller Wassergehalt (mg)

2.3.4 Vorkeimung

Die Vorkeimung der Saat erfolgte in Petrischalen, die mit angefeuchteten Filterpapier ausgelegt waren. Die Petrischalen wurden im Gewächshaus abgedunkelt aufbewahrt. Die Keimzeiten waren art-spezifisch. Folgende durchschnittliche Keimzeiten wurden im Jahresverlauf ermittelt:

mittlere Keimzeiten (d)			
<i>Brassica rapa</i>	< 2	<i>Malva pusilla</i>	4
<i>Amaranthus retroflexus</i>	4	<i>Nigella arvensis</i>	9
<i>Chenopodium album</i>	6	<i>Solanum nigrum</i>	6
<i>Galinsoga parviflora</i>	6		

2.3.5 Pikieren der Pflanzen

Die Erde wurde in Töpfen mit quadratischer Grundfläche (Volumen 200 ml) gefüllt. Mit einem Stempel wurden die Pflanzlöcher für 7 Keimlinge vorbereitet. Die Tiefe der Pflanzlöcher war artabhängig und lag zwischen 0.5 und 1.5 cm. Die Versuche wurden mit einer Vierfach-Besetzung durchgeführt.

Im Gegensatz zum deutschen Verfahrensvorschlag zum Phytotoxizitätstest (BBA 1984) wurde die Pflanzenanzahl pro Topf auf 7 Individuen erhöht und auch Ausfälle, die größer als eine Pflanze pro Topf waren, wurden im Kontrollansatz akzeptiert, da es sich zeigte, daß die Wildpflanzen im Anwachsen nicht die Kontinuität von Kulturpflanzen aufwiesen.

Nach Bepflanzung wurde jeder Topf gewogen und die Feuchtigkeit des Bodens auf 70 % der maximalen Wasserkapazität eingestellt. Die Einstellung auf 60 % der maximalen Wasserkapazität, wie sie vom deutschen Verfahrensvorschlag empfohlen wird, erwies sich in den Vorversuchen als zu gering, da sich bei den Kontrollpflanzen Symptome von Wasserstreß zeigten. In unbepflanzten Töpfen nahm innerhalb von 24 Stunden die Wasserkapazität durchschnittlich um ca. 25 % ab. Diese starke tägliche Wasserabnahme, die vermutlich mit der Bodenerwärmung in den sehr kleinen Töpfen und der

z.T. niedrigen Luftfeuchtigkeit zu erklären ist, bewirkt eine Wasserunterversorgung der Pflanzen. Bei Einstellung auf 70 % maximaler Wasserkapazität zeigten dagegen die Kontrollpflanzen keinen Wasserstreß. Durch tägliches Abwiegen jedes einzelnen Topfes und entsprechendem Aufgießen mit deionisiertem Wasser wurde der Wassergehalt von 70 % wieder hergestellt.

2.3.6 Wachstumsbedingungen

Die Pflanzen wurden in einer temperatur- und lichtgesteuerten Gewächshauskammer aufgezogen. Neben der natürlichen Einstrahlung erfolgte eine Zusatzbeleuchtung durch Quecksilberdampflampen (HQ I-T 250 W/D Osram Power Star). Temperatur und Luftfeuchtigkeit wurden mit Hilfe eines Thermohygrographen aufgezeichnet. Folgende Bedingungen lagen im Gewächshaus vor:

Tag-Nacht-Rhythmus:	16 h Tag/8 h Nacht
Beleuchtung:	16000 - 17000 Lux
Temperatur:	+20° C (Gewächshauseinstellung)

Die jahreszeitliche Beeinflussung konnte nicht durch die Belüftung in vollem Maße ausgeglichen werden. So lagen im Sommer Temperaturspitzen von +35 bis +38° C am Nachmittag vor.

Luftfeuchtigkeit: 30 - 80 % rel. LF.

Da keine zusätzliche Luftbefeuchtung im Gewächshaus erfolgen konnte, war die Luftfeuchte stark von der Witterung abhängig.

Um kleinräumige Unterschiede im Angebot von Licht und Wärme auszugleichen, sind die Töpfe täglich umgesetzt worden. Aus zeitökonomischen Gründen wurden die Versuchsansätze für die einzelnen Pflanzenarten zeitlich versetzt durchgeführt. Die Versuchsdauer betrug je 14 Tage.

2.4 Kultivierung in TPBS-kontaminierter Hydrokultur

Der Hydrokulturversuch sollte zum einen die Pflanzenverfügbarkeit im Vergleich zu Erdkulturversuchen und zum anderen die Phytotoxizität der Testchemikalie gegenüber älteren bis zur Blüte gelangten Pflanzen klären.

2.4.1 Nährlösung

Es kam eine Nährlösung zur Anwendung, die sich bereits am Institut für Pflanzenernährung (TU-Berlin) in der Arbeitsgruppe von Prof. Hecht-Buchholz bewährt hat:

mmol/l				µmol/l			
Ca	2.0	SO ₄	1.4	B	20.0	Cu	0.5
K	2.0	PO ₄	0.5	Fe	20.0	Zn	0.5
Mg	0.65	NO ₃	4.0	Mn	1.0	Mo	0.35
						NH ₄	0.3

2.4.2 Konzentrationen und Applikation von TPBS

In Vorversuchen ist für TPBS an *Brassica rapa* und *Amaranthus retroflexus* der Wirkungsbereich ermittelt worden. Basierend auf diesen Vorversuchen sind die folgenden sechs TPBS-Konzentrationen im Hauptversuch eingesetzt worden: 1, 5, 10, 20, 50 und 100 mg/l. Da bei der höchsten Konzentration alle Pflanzen eingegangen sind, ist beim zweiten Hydroversuch anstelle der Konzentration 100 mg/l mit 15 mg/l eine weitere niedrige Konzentrationsstufe eingeführt worden. Die Chemikalie wurde in den entsprechenden Konzentrationen als wäßrige Lösung der Nährlösung zugesetzt.

2.4.3 Vorkeimung und Anzucht

Samen von *Brassica rapa* und *Amaranthus retroflexus* wurden in kleinen Gefrierschalen (1 l Vol.) auf mit Wasser angefeuchteten Perlit (behandeltes poröses Material vulkanischen Ursprungs) angezogen.

2.4.4 Pikieren der Pflanzen und Versuchsdurchführung

Die Pflanzen wurden im Keimblattstadium nach 8 bis 14 Tagen in kontaminierter Hydrokultur eingesetzt. Entscheidend für den Zeitpunkt der Umsetzung war der Entwicklungszustand der Keimlinge.

Jeweils fünf Pflanzen wurden in einem Kunststoffcontainer (1.7 l Vol.) pikiert. Die fünf Pflanzen wurden vorsichtig auf einer auf der Nährlösung schwimmenden Styroporplatte befestigt. Diese "schwimmenden Pflanzeninseln" verhinderten ein Austrocknen der kurzen Wurzeln. Zur Vermeidung von Algenwuchs wurden die Kunststoffcontainer und Styroporplatten äußerlich geschwärzt bzw. mit schwarzer Folie abgedeckt (Abb. 1).

Nach 14 Tagen wurden vier der fünf Pflanzen zur Biomassenermittlung geerntet. Die fünfte Pflanze wurde erst nach einem Zeitraum von sechs Wochen zur Biomassenermittlung bzw. Folgeuntersuchungen geerntet. Während der gesamten Versuchsdauer erfolgte eine Belüftung der Nährlösung. Die Nährlösungen wurden täglich ergänzt. Nach Ablauf von 14 Tagen, d.h. nach Ernte der ersten vier Pflanzen, erfolgte ein vollständiger Austausch der Nährlösungen mit entsprechenden Chemikaliengaben. Um eine möglichst große Annäherung an die Bedingungen der Erdversuche anzustreben, wurde kein weiterer Austausch der Nährlösung durchgeführt, da damit auch ein Austausch der Testchemikalie verbunden gewesen wäre.



Abb. 1: Versuchsaufbau zum Hydrokulturversuch (hier *Amaranthus retroflexus*).

Während der ersten 14 Tage war die Nährlösung halb konzentriert und erst nach 14 Tagen und Vereinzelung der Pflanzen wurde eine Vollnährlösung angeboten.

Die Versuchsansätze wurden je Konzentration bzw. Kontrolle vierfach besetzt (4 Pflanzencontainer je Gruppe). Nur beim Hydroversuch I mit *Brassica rapa* wurde mit einem dreifach besetzten Ansatz gearbeitet.

2.4.5 Wachstumsbedingungen

Die Wachstumsbedingungen bezüglich Licht, Wärme und Luftfeuchte entsprachen denen des Erdversuches.

2.5 Keimungsversuche

Die Keimfähigkeit unter Einfluß von TPBS und LAS wurde an allen o.g. sieben Arten durchgeführt. In Vorversuchen wurde der wirksame Konzentrationsbereich ermittelt. Die jeweils gewünschte Menge an TPBS bzw. LAS wurde jeweils in 5 ml gelöst und in die mit Filterpapier ausgelegten Petrischalen (Durchmesser 9 cm) gegeben. Für die beiden Testchemikalien wurden folgende Konzentrationsreihen eingesetzt:

- TPBS (mg/l):
100, 500, 1000, 5000, 10000, 20000, 30000, 40000.
- LAS (mg/l):
100, 500, 5000, 10000, 20000, 30000, 35000, 40000.

Pro Schale wurden 20 Samen ausgelegt. Die Versuche wurden wiederum mit einer Vierfach-Besetzung pro Konzentration bzw. Kontrolle durchgeführt, wobei auf eine möglichst einheitliche Größe der Samen je Ansatz geachtet wurde. Eine Verdunstung des Wassers aus den Petrischalen wurde verhindert. Bis zur Bonitur wurden die Keimschalen im Gewächshaus bei einer Sollwerttemperatur von +20° C dunkel aufbewahrt.

Als Kriterium "gekeimt" wurde angesehen, wenn die Samenschale (Testa) eindeutig gesprengt war und die Keimwurzel (Radicula) sichtbar wurde. Keimung ("Keimungsrate") und Keimwurzellängen wurden an zwei Terminen bonitiert. Der erste Termin bezieht sich auf die optimale Samenkeimung, bei der auch die Keimlinge für den Erdversuch entnommen worden wären. Der zweite Termin bezieht sich auf den Zeitpunkt, zu dem eine maximale Keimung vorlag. Die Anzahl gekeimter Samen je Belastungsstufe wurden ermittelt.

Erfahrungen aus den Vorversuchen zeigten, daß eine Berücksichtigung der artspezifischen Keimzeiten notwendig war, um eine sichere Bestimmung von Auflaufzahl und Keimwurzellänge nicht durch ein zu dichtes Wurzelgeflecht zu erschweren.

Beim Bonitieren der Keimwurzellängen wurden bei Versuchsserien zum TPBS-Einfluß 5 repräsentative Keimlinge pro Schale auf ihre Wurzellänge vermessen. Bei den Versuchen zum LAS wurden dagegen alle Keimlinge auf Wurzellänge vermessen.

Bei der LAS-Versuchserie wurde zusätzlich das Frisch- und Trockengewicht der Keimlinge bzw. bei Nichtkeimung der Samenkörner erfaßt. Da sich die Frisch- bzw. Trockengewichte je Samen bzw. Keimling nach Stichprobenprüfung als sehr gering erwiesen, wurden die 4 (bzw. 8 bei der Kontrollgruppe) Schalen jeder Konzentration gemeinsam gewogen und getrocknet. Vor der Frischgewichtsbestimmung wurden die Keimlinge kurze Zeit auf Filterpapier gelegt, um die äußere Feuchtigkeit abzustreifen (ca. 4 min. Dauer).

Besonders bei den niedrigen Konzentrationen bereiteten die längeren Wurzelhaare der Keimlinge präparative Schwierigkeiten. So wurde die Aufbewahrungszeit dieser Keimlinge auf dem Filterpapier teilweise überschritten. Die Wasserverdunstung eines Samens betrug etwa 0.1 mg/sec. Desweiteren konnten diese Keimlinge nicht immer vollständig überführt werden, da Teile der zarten Keimwurzeln mitunter am Filterpapier in den Petrischalen oder auf dem Papier, das zum Abstreifen der Feuchtigkeit diente, hängen blieben.

Aus den gemessenen Parametern von Frisch- und Trockengewicht wurde der prozentuale Wassergehalt ermittelt. Der Wassergehalt der Keimlinge errechnete sich entsprechend der von TURNER (1981) angegebenen Beziehung:

$$WG_{\pm FG} = \frac{FG - TG}{FG} * 100$$

WG = Wassergehalt (%)
FG = Frischgewicht (mg)
TG = Trockengewicht (mg)

2.6 Transpiration und begleitende Untersuchungen

Mit einem Porometer Modell Mk 3 der Fa. Delta T-DEVICES (Cambridge, GBR) wurde die Transpiration von *Amaranthus retroflexus*, die auf Hydrokultur gezogen wurde, gemessen. Die Messung erfolgt so, daß die Meßzelle des Gerätes einen Blattausschnitt an der Pflanze umschließt. Die Geschwindigkeit des Feuchteanstieges von 40 auf 45 % r.F. ist eine direktes Maß für die Transpirationsintensität des Blattes.

Neben der Transpiration kann auf der Grundlage einer gerätespezifischen Eichung auch der Diffusionswiderstand des Blattes ermittelt werden. Die Eichung und Bestimmung empirischer Korrekturfaktoren unter streng definierten Bedingungen bei +20° C in einer Klimakammer sind für dieses Gerät bereits von BORNKAMM & SEELIGER (1986) durchgeführt worden.

Um eine gerätespezifische Drift zu erfassen und die Reproduzierbarkeit zu prüfen, sowie eine Normierung auf Standardtemperaturen (+20° C) durchzuführen, sind eigene Eichungen im Gewächshaus durchgeführt worden. Die ermittelten Eichreihen ergaben zufriedenstellende Ergebnisse. Da für die vorliegende Fragestellung der Transpiration unter Chemikalieneinfluß ein relativer Vergleich genügte, ist auf eine Umrechnung in Blattdiffusionswiderstände verzichtet worden.

Die Transpirationsmessungen erfolgten jeweils am 7.ten Blatt von 4 Pflanzen je Konzentrationsstufe. Zusätzlich wurden überprüfende Messungen am 9.ten Blatt vorgenommen, die die Ergebnisse bestätigten. Um die tageszeitlich bedingten Änderungen zu erfassen, wurde die Transpiration über einen Zeitraum von etwa 10 Stunden (8.00 bis 18.00 Uhr) unter Gewächshausbedingungen in etwa einstündigen Intervallen gemessen.

Anschließend wurden an denselben Blättern zusätzlich histologische Untersuchungen durchgeführt. Dazu wurden Präparate mit zwei Epidermisabzügen je Blattunterseite (etwa in Position der Meßzelle) angefertigt, an denen bei 400-facher Vergrößerung an einem Durchlichtmikroskop "SM-Lux" der Fa. Leitz (Fa. Wetzlar, FRG) unter Einsatz einer Okularplatte mit Netzmikrometer Stomataanzahl und Dichte aus je 6 Zählungen pro Schnitt ermittelt wurden.

Die Blattflächenmessung erfolgte mit einem Flächenmeßgerät der Fa. Lambda Instruments Corporation Mod. LI 3100. Der Meßfehler bei diesem Gerät beträgt bei 10 cm² Blattfläche etwa 1 %.

2.7 Feinstrukturuntersuchungen

An den in Hydrokultur gehaltenen Pflanzen wurde die zelluläre Wirkung des Tensides TPBS elektronenmikroskopisch untersucht. Hierzu wurden jeweils die Kontrollpflanzen mit denen, die mit 15 und 20 mg/l TPBS kontaminiert waren, verglichen. Proben wurden den Blättern, Sproßachsen und Wurzeln entnommen und nach KARNOVSKY (1965) bei +4° C für 2 Stunden fixiert und anschließend in 0.1 M Na-Cacodylatpuffer (pH 7.3) gespült. Eine einstündige Nachfixation wurde mit 1 %igen OsO₄ in 0.1 M Na-Cacodylatpuffer bei +4° C durchgeführt. Anschließend wurde in aufsteigender Acetonreihe (25 %, 50 %, 70 %) für jeweils 10 Minuten entwässert. Eine Kontrastierung wurde mit 0.9 %igen Uranylacetat und 1 %iger Phosphor-Wolfram-Säure in 70 %igen Aceton vorgenommen. Dann erfolgte eine weitere Entwässerung mit Aceton in aufsteigender Reihe (90 %, 96 %, 100 %) und eine zweimalige anschließende Entwässerung in Propylenoxid (je 30 min). Die Einbettung erfolgte nach SPURR (1969). Die Ultradünnschnitte wurden mit dem Gerät UmO 3 der Fa. Reichert (Österreich) angefertigt. Die anschließende Kontrastierung der Schnitte erfolgte nach REYNOLDS (1963) mit Bleicitrat für 10 Minuten. Die elektronenmikroskopischen Untersuchungen wurden an dem Gerät Elmiskop CT 150 der Fa. Siemens (FRG) durchgeführt.

2.8 Statistische Auswertung

Als statistische Kenngrößen wurden das arithmetische Mittel sowie die Standardabweichung (Freiheitsgrad: n-1 für einen kleinen Stichprobenumfang) verwendet.

In der Regel wurden die Einzelwerte der verschiedenen Parameter aus den Chemikalienbelastungsstufen sowie die Standardabweichung jeweils in prozentualer Relation zum jeweiligen Kontrollansatz gesetzt. Ausnahmen sind die Parameter Trockengewicht, Wassergehalt und Sättigungsdefizit, die im Zusammenhang mit dem Wasserhaushalt gemeinsam ermittelt wurden. Trockengewicht und Wassergehalt wurden hier in Relation zum Frischgewicht der jeweiligen Konzentration gesetzt. Das Sättigungsdefizit wurde in Relation zur Wassersättigung auch auf die jeweilige Konzentration bezogen.

Für die Erfassung von statistisch signifikanten Unterschieden zwischen Mittelwerten wurde der WELCH-Test eingesetzt, der zwar annähernd normalverteilte Grundgesamtheiten voraussetzt, aber im Unterschied zum t-Test auch bei unterschiedlichen Varianzen verwendet werden kann (LORENZ 1984).

Die Probit-Analysen, beschrieben von FINNEY (1971), wurden mit dem EDV-Programm von NOACK & REICHMUTH (1978) durchgeführt. Der lineare Zusammenhang für die Regressionsgeraden der Gleichung $Y = A \log(C) + B$ wird statistisch durch die Prüfgröße Tau (τ) mit den Signifikanzschranken der t-Verteilung überprüft. Die statistischen Sicherheiten sind 95, 99 und 99.9 %. Die Prüfgröße Tau (τ) definiert sich wie folgt:

$$\tau = \sqrt{(N-2) \cdot r^2 / (1-r^2)}$$

r = Korrelationskoeffizient

N = Anzahl der Konzentrationen

Die Güte des linearen Zusammenhanges erfolgt nach Kriterien von GOTTSCHALK 1966 (zitiert in NOACK & REICHMUTH 1978):

Statistische Absicherung des linearen Zusammenhanges
der Regressionsgeraden bei Probit-Analyse:

o	nicht nachweisbar	-	$\tau < t(95,0\%)$
+	wahrscheinlich	-	$t(95,0\%) \leq \tau < t(99,0\%)$
++	gesichert	-	$t(99,0\%) \leq \tau < t(99,9\%)$
+++	stark gesichert	-	$\tau > t(99,9\%)$

Aus der Regressionsgeraden wurde der jeweilige EC-50-Wert mit einem 95 %igen Vertrauensbereich errechnet.

3. Ergebnisse

3.1 TPBS-Phytotoxizitätstest in Erdkultur

3.1.1 Wirkung auf die Biomasse

Die Konzentrations-Wirkungsbeziehungen der Sproßfrischgewichte nach vierzehntägiger TPBS-Exposition von vier Wildpflanzen (*Amaranthus retroflexus*, *Chenopodium album*, *Galinsoga parviflora*, *Solanum nigrum*) und einer Kulturpflanze (*Brassica rapa*) sind in den Abbildungen 2 - 6 wiedergegeben (Anhang I, 1-5). Auf eine Darstellung der Frischgewichte bei 800 mg TPBS/kg Boden wurde verzichtet, da sich bei dieser Konzentration eine meßbare Pflanzenbiomasse bei keiner Species entwickeln konnte.

In Abbildung 2 ist nur das Frischgewicht von *Brassica rapa* mit ihrer Standardabweichung in halblogarithmischer Darstellung abgebildet. Dagegen sind in den Abbildungen 3 - 6 die Konzentrations-Wirkungsbeziehungen der untersuchten Wildpflanzen (gestrichelte Linie) mit ihren jeweiligen Standardabweichungen und als Referenz die Konzentrations-Wirkungsbeziehung von *Brassica rapa* (durchgezogene Linie) dargestellt.

Tendenziell läßt sich bei den Wildpflanzen - mit Ausnahme von *Galinsoga parviflora* (Abb. 5) - bei den niedrigen TPBS-Konzentrationen eine Wachstumsförderung beobachten. Erst bei höheren Konzentrationen, meist oberhalb von 50 mg TPBS/kg Boden, kommt es zu einer starken Biomassenreduktion. Hingegen zeigt *Galinsoga parviflora* bei den hier eingesetzten Konzentrationen eine sofortige Frischgewichtsreduktion. Auffällig ist bei dieser Art auch die große Streubreite der Meßwerte.

Beim Vergleich der Abbildungen 2 - 6 zeigt sich, daß die Arten *Amaranthus retroflexus*, *Chenopodium album* und *Solanum nigrum* phytotoxische Reaktionen in einem eng begrenzten Konzentrationsbereich zeigen. Der lineare Bereich der Konzentrations-Wirkungsbeziehung weist für diese drei Arten eine ähnliche Steigung auf. Abweichend davon setzt nur bei *Galinsoga parviflora* bereits bei der niedrigsten Konzentration eine Frischgewichtsminderung ein und *Brassica rapa* zeigt im Vergleich zu den anderen Arten erst bei höheren TPBS-Belastungen eine deutliche phytotoxische Reaktion.

Abb. 2-5: Sproßfrischgewicht unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdkulturversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

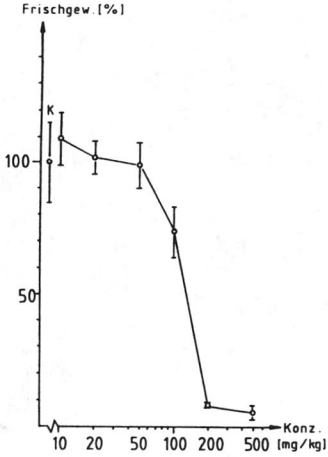


Abb. 2: *Brassica rapa*

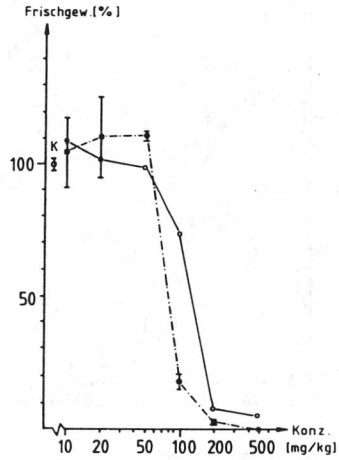


Abb. 3: *Amaranthus retroflexus*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

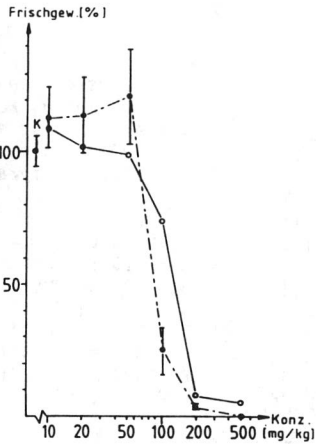


Abb. 4: *Chenopodium album*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

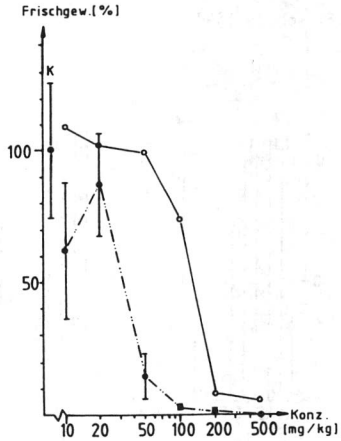


Abb. 5: *Galinsoga parviflora*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

Abb. 6: Sproßfrischgewicht unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdkulturversuch.
(K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

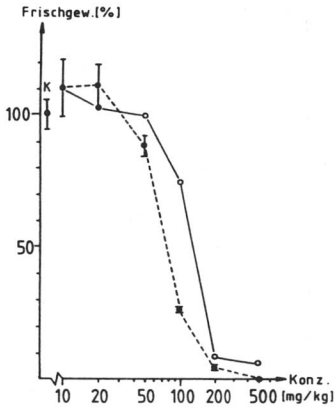


Abb. 6: *Solanum nigrum*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

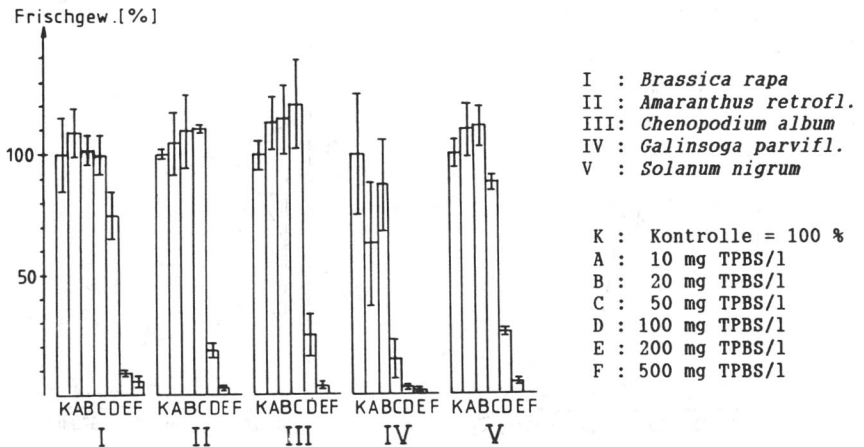


Abb. 7: Gesamtüberblick der Sproßfrischgewichte verschiedener Arten in Abhängigkeit von TPBS nach 14 Tagen im Erdversuch. (Balken: Standardabweichung)

Während die Abbildungen 2 - 6 dazu dienen, den Wirkungsverlauf von TPBS auf die verschiedenen Pflanzenarten in Relation zur Konzentration aufzuzeigen, sind in Abbildung 7 die Frischgewichte aller fünf getesteten Arten als Säulengraphik dargestellt, um das artspezifische Empfindlichkeitsverhalten in bezug auf eine Testchemikalie zu vergleichen.

Das wichtigste Prüfkriterium des Phytotoxizitätstests im Rahmen des Chemikaliengesetzes (ChemG) ist die Wachstumsbeeinflussung (Gewicht) ausgedrückt als EC-50 (Effectiv Concentration). Die EC50 ist laut Definition die Konzentration der Prüfsubstanz, die im Verhältnis zur Kontrollserie zu einer 50 %igen Wachstumsreduktion führt. Die EC-50 als einheitlicher Parameter dient zum einen dazu, die Empfindlichkeit verschiedener Pflanzenarten gegenüber einer einzelnen Testchemikalie (z.B. TPBS) zu ermitteln, zum anderen aber auch dazu, die Phytotoxizität mit weiteren Testchemikalien zu vergleichen.

In Tabelle 2 wurden die EC-50-Werte der verschiedenen Arten auf der Grundlage einer Regressionsanalyse und anschließender graphischer Ermittlung der EC-50 dargestellt, während für Tabelle 3 die EC-50-Werte mit Hilfe einer rechnerisch aufwendigen Probit-Analyse ermittelt wurden. Im Gegensatz zur graphischen Ermittlung ermöglicht diese Analyse neben der EC-50 auch die Angabe des Vertrauensbereiches. Aus den Ergebnissen der beiden Berechnungsformen ist zu entnehmen, daß *Galinsoga parviflora* mit einer EC-50 von 25 mg/kg Boden (Regressionsanalyse) bzw. 14.1 mg TPBS/kg Boden (Probit-Analyse) die empfindlichste Art ist, *Solanum nigrum*, *Chenopodium album* sowie *Amaranthus retroflexus* mit EC-50-Werten zwischen 85 - 95 (Regressionsanalyse) bzw. etwa 68 - 84 mg/kg (Probit-Analyse) im mittleren Empfindlichkeitsbereich liegen und *Brassica rapa* die unempfindlichste Art mit einem EC-50-Wert von etwa 140 (Regressionsanalyse) bzw. 132 mg/kg (Probit-Analyse) ist. Aus dieser TPBS-Versuchsserie konnte für *Amaranthus* keine Probit-Analyse durchgeführt werden, da bei dieser Art zu viele Meßwerte im Bereich der Wachstumsförderung lagen, die für die Berechnung nicht berücksichtigt werden, während zu wenige Werte im Bereich der Wachstumsminderung vorlagen. Für *Amaranthus* konnte aber die Berechnung an einer anderen Versuchsserie, die im nächsten Kapitel beschrieben wird, durchgeführt werden.

Tab. 2: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte unter TPBS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (Regressionsgeradenberechnung mit graphischer Ermittlung der EC-50-Werte).

Art	EC-50-Werte (mg TPBS/kg Boden)
<i>Brassica rapa</i>	140
<i>Amaranthus retroflexus</i>	95
<i>Chenopodium album</i>	93
<i>Solanum nigrum</i>	85
<i>Galinsoga parviflora</i>	25

Tab. 3: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte unter TPBS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (EC-Werte entspr. der Probit-Analyse mit 95 %igen Vertrauensbereichen und statistischer Sicherung der linearen Anpassung LA, siehe auch Kap. 2.8).

Art	EC-50-Werte (mg TPBS/kg Boden)	LA
<i>Brassica rapa</i>	132.4 (123.7 / 141.8)	+++
<i>Solanum nigrum</i>	83.9 (79.8 / 88.3)	+++
<i>Amaranthus retroflexus</i>	83.4 (79.3 / 87.8)	+++
<i>Chenopodium album</i>	68.4 (57.3 / 81.5)	+++
<i>Galinsoga parviflora</i>	14.1 (7.0 / 28.3)	++

In Tabelle 4 ist exemplarisch für *Brassica rapa* und *Galinsoga parviflora* die Anzahl der aufgelaufenen Pflanzen dargestellt. Sie sind ausgewählt worden, da sich diese zwei Arten in bezug auf die Biomasse als die unempfindlichste und empfindlichste Testspecies erwiesen. Anhand einer graphischen Auswertung ließ sich für *Brassica rapa* eine EC-50 von ca. 430 mg/l und für *Galinsoga parviflora* von ca. 28 mg/l ermitteln.

Tab. 4: Auflaufzahlen unter TPBS-Einfluß bei *Brassica rapa* und *Galinsoga parviflora* (14-Tage-Erdkulturversuch) (Versuchsansatz: n=7 Pflanzen) (Mittelw.: Mittelwert, Stabw.: Standardabweichung)

TPBS/Boden (mg/kg)	<i>Brassica rapa</i>		<i>Galinsoga parviflora</i>	
	Mittelw. %	Stabw. %	Mittelw. %	Stabw. %
Kontrolle	100.0	0.6	100.0	23.0
10.00	92.3	8.9	60.0	16.4
20.00	92.3	-	70.0	34.6
50.00	107.7	-	25.0	10.0
100.00	100.0	8.9	25.0	37.8
200.00	96.2	14.8	15.0	19.2
500.00	46.2	25.1	0	-
800.00	3.9	7.7	0	-

3.1.2 Erweiterter Konzentrations-Wirkungsversuch von *Amaranthus retroflexus*

Die Wachstumsstimulation im niedrigen Konzentrationsbereich, die sich bei den ersten TPBS-Versuchen tendenziell andeutete, sollte an *Amaranthus retroflexus* durch geeignete Wahl der Konzentrationen sowie umfangreiche Konzentrationsstufen nachgewiesen werden (Anhang I, 6, 11). In Abbildung 8 ist das Sproßfrischgewicht von *Amaranthus retroflexus* in Relation zur Konzentration halblogarithmisch dargestellt. Die Kurve verdeutlicht die gegenläufigen Reaktionsmuster bei ansteigender Konzentration. So zeigt sich in dem Konzentrationsbereich bis 5 mg/kg keine Wirkung auf das Wachstum. Oberhalb der Konzentration von 5 mg/kg setzt ein Biomassenzuwachs ein, der zwischen den Konzentrationen 20 - 50 mg/kg sein Maximum erreicht. Eine deutliche Hemmung des Wachstums setzt etwa bei 80 mg/kg ein, die sich in dem steilen Kurvenabfall zeigt.

Der WELCH-Test zeigt (zweiseitige Testanwendung, $\alpha = 0.05$), daß die Förderung bei den Konzentrationen 10, 20 und 50 mg/kg gegenüber der Kontrolle signifikant ist. Für die Konzentration von 50 mg/kg liegt hohe Signifikanz vor ($\alpha = 0.01$).

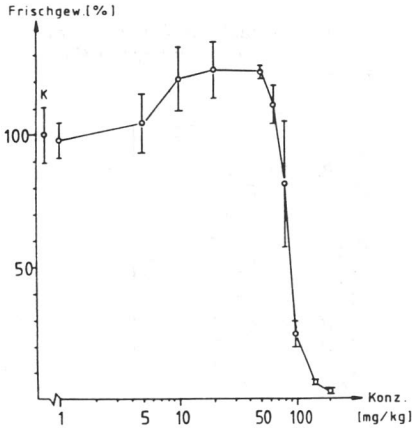


Abb. 8: Sproßfrischgewicht von *Amaranthus retroflexus* in Abhängigkeit von TPBS nach 14 Tagen im Erdversuch. (mit zahlreichen Konzentrationen) (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

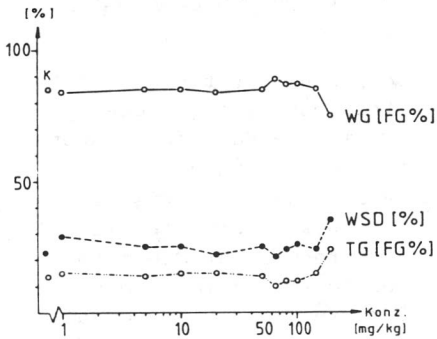


Abb. 9: Wassergehalt (WG) und Trockengewicht (TG) in Prozent zum Frischgewicht sowie Wassersättigungsdefizit (WSD) von *Amaranthus retroflexus* unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle)

Auf die Darstellung des Trockengewichtes in Relation zur Kontrolle ist verzichtet worden, da dieser Kurvenverlauf dem des Frischgewichtes weitgehend ähnelt. Statt dessen ist das Trockengewicht in Relation zum jeweiligen Frischgewicht der Konzentrationsstufe in Abbildung 9 für *Amaranthus retroflexus* dargestellt worden. Die unterste der drei dargestellten Kurven zeigt, daß sich das Trockengewicht im Verhältnis zum Frischgewicht auch unter Belastung kaum ändert. Dieses Verhältnis liegt etwa bei 15 %. Nur bei der höchsten Belastungsstufe von 200 mg/kg ist ein leichter Anstieg des Trockengewichtes zu registrieren. Komplementär zum eben beschriebenen Verhältnis von Trockengewicht zu Frischgewicht verhält sich der Wassergehalt, der in Relation zum Frischgewicht berechnet ist

(oberste Linie der Abb. 9); er liegt meist bei 85 %. Die mittlere Linie dieser Abbildung 9 zeigt das Wassersättigungsdefizit, das auch erst bei 200 mg/kg ansteigt.

3.1.3 Konzentrations-Wirkungsbeziehung von *Malva pusilla* und *Nigella arvensis*

Malva pusilla und *Nigella arvensis* gehören zu der Artengruppe, die nur noch selten auf Äckern anzutreffen sind und deshalb als gefährdet eingestuft werden. Es sollte überprüft werden, ob diese zwei Pflanzenarten in der Wachstumsreaktion unter TPBS-Belastung in stärkerem Maße mit Wachstumshemmung reagieren als die bisher getesteten Pflanzenarten, die auf Äckern häufig vorkommen.

Aus den Erfahrungen der vorangegangenen TPBS-Experimente sind für *Malva* und *Nigella* Konzentrationsbereiche zwischen 10 mg/kg und 200 mg/kg gewählt worden. In Abbildung 10 ist für *Malva pusilla* und in Abbildung 13 für *Nigella arvensis* die Konzentrations-Wirkungsbeziehung der Sproßfrischgewichte in Relation zur Konzentration halblogarithmisch aufgetragen (Anhang I, 7 - 10). Genauso wie für *Amaranthus retroflexus* wurden auch für *Malva pusilla* und *Nigella arvensis* das prozentuale Verhältnis von Trocken- zu Frischgewicht, der Wassergehalt bezogen auf das Frischgewicht und das Sättigungsdefizit dargestellt (Abb. 11, 14). Um die Reproduzierbarkeit der Ergebnisse zu überprüfen, wurde pro Art jeweils ein weiterer Versuch zu einem späteren Termin durchgeführt. In Abbildung 12 sind für *Malva pusilla* die zwei Versuchsserien A und B in Form der Regressionsgeradenberechnung aus der Probit-Analyse dargestellt. Die entsprechende Darstellung für *Nigella arvensis* findet sich in der Abbildung 15.

Malva pusilla (Abb. 10) zeigt nur in sehr geringem Maße eine Wachstumszunahme bei niedrigen TPBS-Konzentrationen, die sich statistisch beim zweiseitigen WELCH-Test ($\alpha = 0.05$) als nicht signifikant erweist. Ab Konzentrationen > 80 mg/l setzt eine starke Biomassenverringerung ein, wodurch sich eine steile Konzentrations-Wirkungsbeziehung ergibt. Die sehr gute Reproduzierbarkeit der zwei Versuchsserien (Abb. 12) zeigt sich in den sehr geringen Differenzen der EC-50-Werte von 163.4 mg/kg (Serie A) und 176.9 mg/kg (Serie B) (siehe Tab. 5). Im Vergleich zu den experimentell ermittelten Konzentrations-Wirkungskurven erweisen sich die mit Hilfe der Probit-Analyse ermittelten EC-50-Werte zwar als brauchbar,

aber die errechneten Regressionsgeraden sind im niedrigen und hohen Konzentrationsbereich relativ schlecht an die tatsächlichen Meßwerte angepaßt. Dieses Beispiel zeigt die eingeschränkte Anwendungsmöglichkeit der Probit-Analyse zur Ermittlung von Wirkungen in den extremen Konzentrationsbereichen.

Tab. 5: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte mit Vertrauensbereichen unter TPBS-Einfluß bei *Malva pusilla* und *Nigella arvensis* (14-Tage-Erdkulturversuch) (Probit-Analyse) (je 2 Versuchsserien) (siehe auch Tab. 3).

Art		EC-50-Werte (mg TPBS/kg Boden)		LA
<i>Malva pusilla</i>	(A)	163.4	(152.2 / 175.4)	+++
<i>Malva pusilla</i>	(B)	176.9	(157.0 / 199.3)	+++
<i>Nigella arvensis</i>	(A)	69.2	(62.2 / 77.0)	+++
<i>Nigella arvensis</i>	(B)	132.2	(122.3 / 143.0)	++

Nigella arvensis reagiert, wie aus Abbildung 13 ersichtlich, auch bei den geringsten eingesetzten TPBS-Konzentrationen von 10 mg/kg Boden schon mit einer Wachstumsminderung. Die EC-50-Werte von *Nigella arvensis* (Abb. 15, Tab. 5) liegen für die zwei Untersuchungsserien bei 69.2 mg/kg (Serie A) bzw. bei 132.2 mg/kg (Serie B). Bei beiden Versuchsserien zeigt sich für *Nigella arvensis* im Vergleich zu *Malva pusilla* eine etwas schlechtere Reproduzierbarkeit. Die jeweiligen Trockengewichte in Relation zur Kontrolle sind für beide Arten dem Anhang zu entnehmen (Anhang I, 12 - 15).

Für *Malva pusilla* (Abb. 11) läßt sich feststellen, daß das Trockengewicht in Relation zum Frischgewicht sowie der Wassergehalt und das Sättigungsdefizit auch bei Belastung durch TPBS annähernd konstant bleiben. Das Trockengewicht erreicht etwa 11 - 14 % vom Frischgewicht. Der Wassergehalt liegt deshalb zwischen 86 und 89 %.

Die Abbildung 14 zeigt in Analogie zur Abbildung 11 ähnliche Verhältnisse für *Nigella arvensis*. Das Trockengewicht liegt bei dieser Species etwa bei 10 - 16 % vom Frischgewicht und der Wassergehalt liegt zwischen 84 und 90 %.

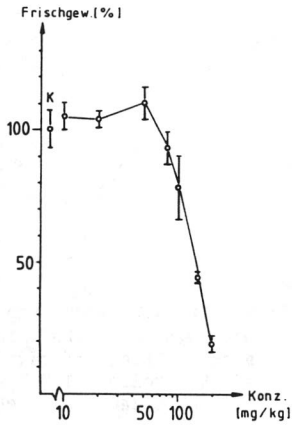


Abb. 10: Sproßfrischgewicht von *Malva pusilla* unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

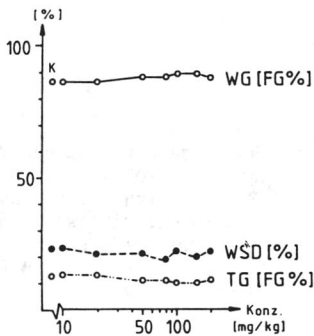


Abb. 11: Wassergehalt (WG) und Trockengewicht (TG) in Prozent zum Frischgewicht sowie Wassersättigungsdefizit (WSD) von *Malva pusilla* unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle)

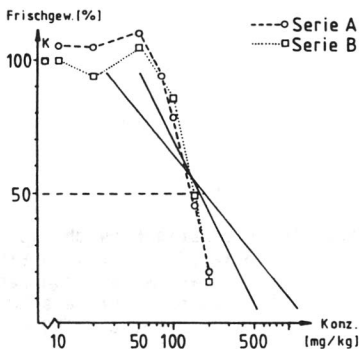


Abb. 12: Sproßfrischgewicht von *Malva pusilla* unter TPBS-Einfluß von zwei Versuchsserien nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %)

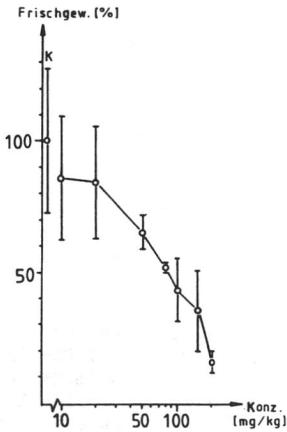


Abb. 13: Sproßfrischgewicht von *Nigella arvensis* unter TPBS-Einfluss nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

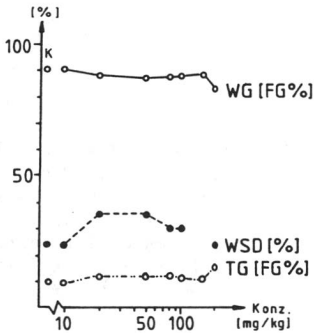


Abb. 14: Wassergehalt (WG) und Trocken- gewicht (TG) in Prozent zum Frischgewicht sowie Wassersät- tigungsdefizit (WSD) von *Ni- gella arvensis* unter TPBS-Ein- fluss nach 14 Tagen im Erdver- such. (K: Kontrolle)

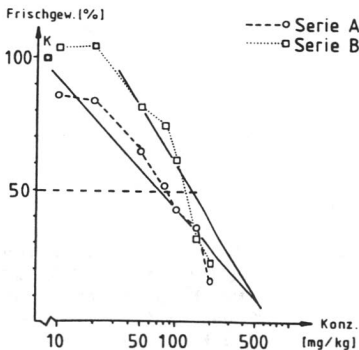


Abb. 15: Sproßfrischgewicht von *Nigella arvensis* unter TPBS-Einfluss von zwei Versuchsserien nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %)

Im Gegensatz zu *Amaranthus retroflexus* und *Malva pusilla*, bei denen sich der Wassergehalt unter TPBS-Einfluß durch den Kurvenverlauf des Wassersättigungsdefizits bestätigt, kann dies für *Nigella arvensis* nicht festgestellt werden. Der Konzentrations-Wirkungsverlauf des Wassersättigungsdefizites bei *Nigella arvensis* ist vermutlich durch typische methodische Fehler wie Atmungs- und Wachstumsprozesse sowie Kondenswasserbildung auf den Blättern beeinflusst (siehe Kapitel 2.3.3).

3.2 LAS-Phytotoxizitätstest in Erdkultur

3.2.1 Wirkung auf die Biomasse

Nach einer vierzehntägigen Exposition in LAS-kontaminierter Erde zeigen die sechs Wildpflanzen (incl. der zwei Vertreter aus der "Roten Liste") und die Kulturpflanze *Brassica rapa* die in den Abbildungen 16 - 22 dargestellten Konzentrations-Wirkungsbeziehungen (Anhang II, 1 - 7). Der zugrundeliegende Parameter ist wie auch bei den TPBS-Versuchen das Sproßfrischgewicht. Wiederum ist bei den Wildpflanzenarten als Referenz auch der Kurvenverlauf von *Brassica rapa* aufgetragen. Im Gegensatz zu den Darstellungen der TPBS-Konzentrations-Wirkungsbeziehung weisen die beim LAS dargestellten logarithmischen Abzissen eine geringere Stauchung auf, da zum Teil auch Wirkungen bereits bei einer Konzentration von 5 mg/kg ermittelt worden sind. Die Darstellungen zeigen, daß die Sprosse der Wildpflanzen unter steigender Belastung von LAS eine ähnliche Entwicklung aufzeigen wie die der Kulturpflanze *Brassica rapa*, d.h. auch die Wildpflanzen reagieren relativ ähnlich auf die LAS-Belastung.

Aus den Erfahrungen der vorangegangenen TPBS-Versuche sind bei den Phytotoxizitätstests mit LAS eine größere Anzahl von Konzentrationen eingesetzt worden, um eine noch bessere Konzentrations-Wirkungsbeziehung zu erarbeiten und um über genügend Meßwerte für die Errechnung der EC-50 mit Hilfe der Probit-Analyse zu verfügen.

Abb. 16-19: Sproßfrischgewichtsentwicklung unter LAS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

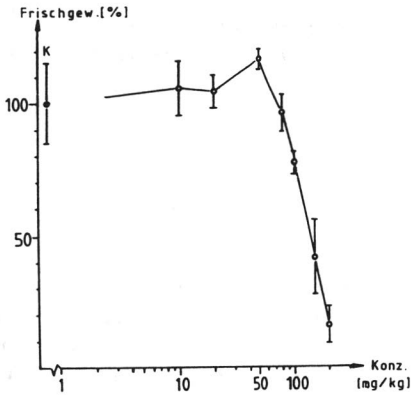


Abb. 16: *Brassica rapa*

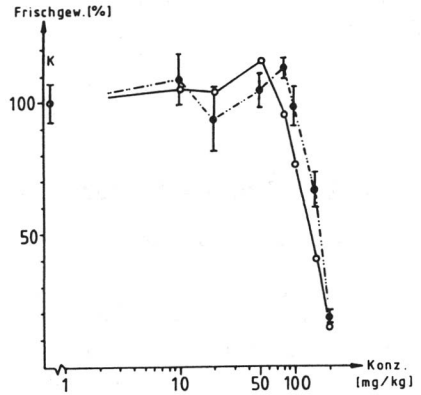


Abb. 17: *Amaranthus retroflexus*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

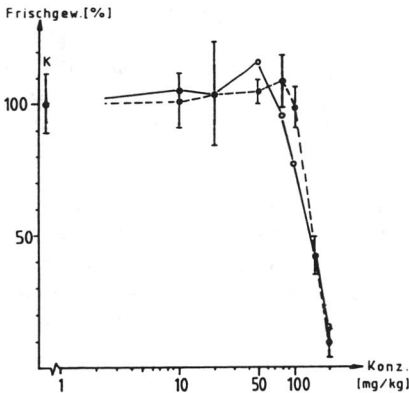


Abb. 18: *Chenopodium album*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

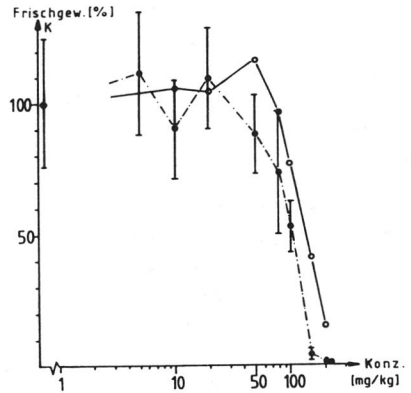


Abb. 19: *Galinsoga parviflora*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

Abb. 20-22: Sproßfrischgewichtsentwicklung unter LAS-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

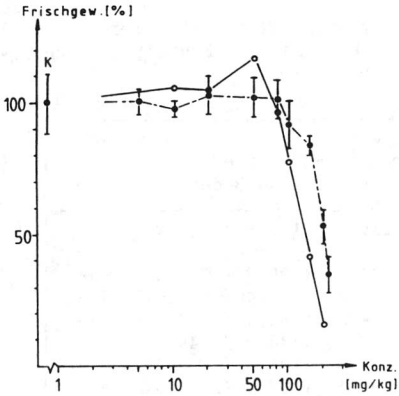


Abb. 20: *Malva pusilla*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

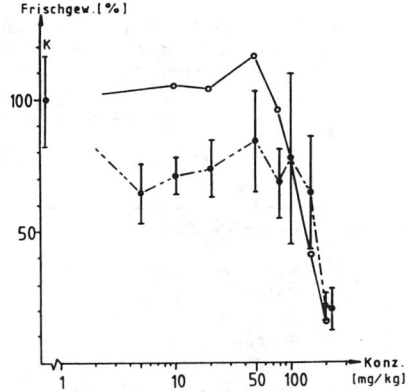


Abb. 21: *Nigella arvensis*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

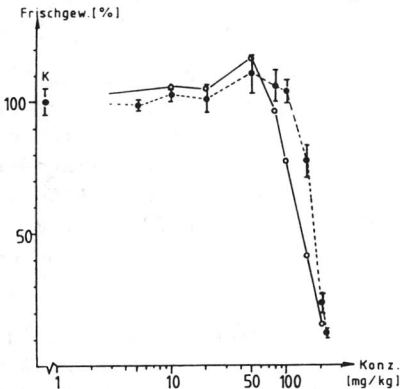


Abb. 22: *Solanum nigrum*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

Die ermittelten EC-50-Werte sind für alle Testpflanzen der Tabelle 6 zu entnehmen. Alle Arten weisen jeweils eine sehr gute Anpassung (hoch signifikant) an die Regressionsgerade auf.

Tab. 6: EC-50-Werte der Sproß-Frischgewichte mit Vertrauensbereichen unter LAS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (Probit-Analyse) (siehe auch Tab. 3).

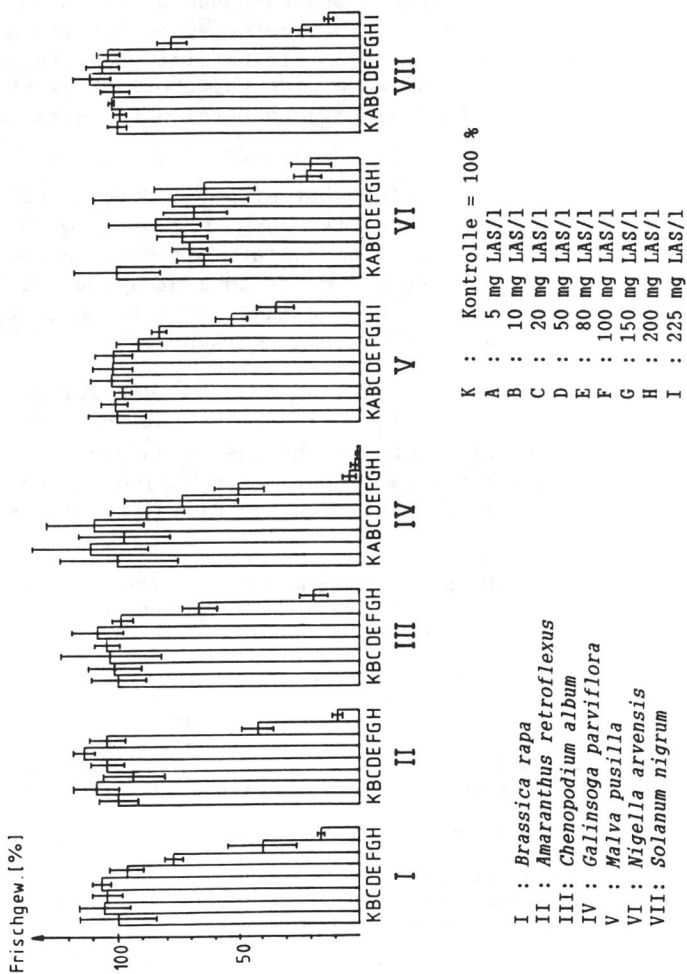
Art	EC-50-Werte (mg LAS/kg Boden)	LA
<i>Brassica rapa</i>	134.7 (129.8 / 139.9)	+++
<i>Malva pusilla</i>	204.2 (195.2 / 213.5)	+++
<i>Solanum nigrum</i>	169.2 (165.4 / 173.0)	+++
<i>Chenopodium album</i>	164.3 (160.5 / 168.2)	+++
<i>Amaranthus retroflexus</i>	142.5 (136.0 / 149.4)	+++
<i>Nigella arvensis</i>	132.9 (126.3 / 139.8)	+++
<i>Galinsoga parviflora</i>	90.1 (87.4 / 92.8)	+++

Um zum einen die Phytotoxizität von LAS auf die verschiedenen Arten und zum anderen die Empfindlichkeit der Arten untereinander überschaubar darzustellen, sind in Abbildung 23 wiederum die Biomassenentwicklungen der Arten als Säulengraphik dargestellt.

Bei *Amaranthus* (Abb. 17) zeigt sich unter LAS-Einwirkung keineswegs eine Förderung in den niedrigen Konzentrationsbereichen wie unter TPBS-Einwirkung. Vielmehr ist für die meisten Arten ein Konzentrationsbereich zu beobachten, in dem sich keine Wirkung auf die Biomasse zeigt ("No Observed Effect Concentration" - NOEC). Dieser "No Observed Effect Concentration" folgt ab 50 - 100 mg TPBS/kg Boden je nach Art eine stark toxische Wirkung, die an dem steilen Kurvenabfall ersichtlich wird.

Eine Abweichung von der Reaktion der übrigen Pflanzen zeigt *Nigella arvensis* (Abb. 21). Bei dieser Art erfolgt unter LAS-Einwirkung schon bei der ersten Konzentrationsstufe von 5 mg/kg eine Biomassenreduktion, die aber bis zur Konzentration von 100 mg/kg in etwa gleich bleibt und eine Wachstumsreduktion von etwa 20 - 30 % bewirkt. Bei Konzentrationen oberhalb von 100 mg LAS/kg setzt dann eine starke toxische Wirkung ein.

Abb. 23: Gesamtüberblick der Sproßfrischgewichte verschiedener Arten in Abhängigkeit von LAS nach 14 Tagen im Erdversuch. (Balken: Standardabweichung)



3.3 Atrazin-Phytotoxizitätstest in Erdkultur

3.3.1 Wirkung auf die Biomasse

Die Versuche mit Atrazin (Abb. 24 - 28, Anhang III, 1 - 6), die unter gleichen Expositionsbedingungen erfolgten wie die schon beschriebenen Tensid-Versuche, zeigen, daß Atrazin entsprechend seiner vorgesehenen Anwendung als Herbizid bereits in einem viel niedrigeren Konzentrationsbereich phytotoxisch wirkt als die zwei Tenside TPBS und LAS. Der Wirkungsbereich von Atrazin liegt im Mikrogrammbereich.

Unter Atrazin-Einfluß läßt sich für die Testpflanzen keine Wachstumsförderung in den niedrigen Konzentrationen nachweisen; sie reagieren mehr oder minder stark mit einer Biomassenverringering. Die sigmoide Ausprägung der Konzentrations-Wirkungskurve ist bei Atrazin nur schwach zu erkennen. Es setzt bei steigender Atrazin-Kontaminierung eine toxische Wirkung ein.

Anhand der EC-50-Werte, bezogen auf den Parameter Wachstum (Tab. 7), ist die für alle Arten stark toxische Wirkung von Atrazin belegt. Es sind auch hier graduelle Unterschiede in der Phytotoxizität von Atrazin gegenüber den einzelnen Arten erkennbar. *Galinsoga parviflora* erweist sich als die empfindlichste Art.

Tab. 7: EC-50-Wert der Sproß-Frischgewichte mit Vertrauensbereichen unter Atrazin-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (Probit-Analyse) (siehe auch Tab. 3).

Art	EC-50-Werte mg Atrazin/kg Boden)		LA
<i>Brassica rapa</i>	0.046	(0.044 / 0.047)	+++
<i>Amaranthus retroflexus</i>	0.077	(0.070 / 0.084)	++
<i>Solanum nigrum</i>	0.061	(0.058 / 0.063)	+++
<i>Chenopodium album</i>	0.035	(0.033 / 0.037)	+++
<i>Galinsoga parviflora</i>	0.026	(0.024 / 0.028)	+++

Im Vergleich zu den TPBS- und LAS-Versuchen ist die Rangfolge der Arten bei Atrazin mit Ausnahme der empfindlichsten Art *Galinsoga parviflora* merklich abweichend.

Abb. 24-27: Sproßfrischgewichtsentwicklung unter Atrazin-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

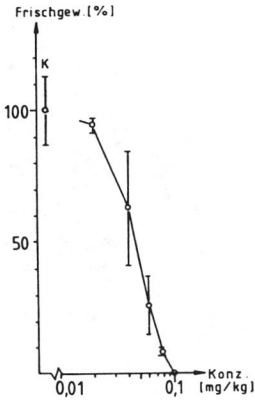


Abb. 24: *Brassica rapa*

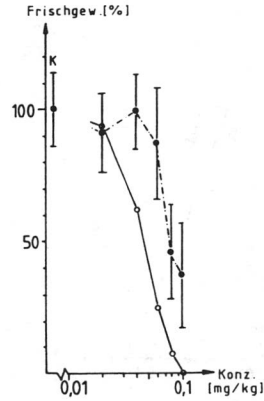


Abb. 25: *Amaranthus retroflexus*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

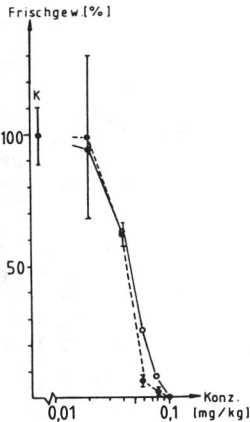


Abb. 26: *Chenopodium album*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

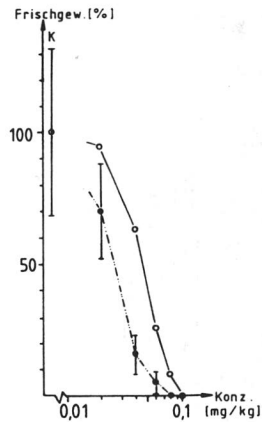


Abb. 27: *Galinsoga parviflora*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

Abb. 28: Sproßfrischgewichtsentwicklung unter Atrazin-Einfluß nach 14 Tagen im Erdversuch. (K: Kontrolle = 100 %, Balken: Standardabweichung)

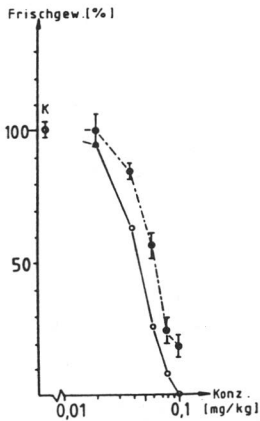


Abb. 28: *Solanum nigrum*
(Referenz: *Brassica rapa* —)

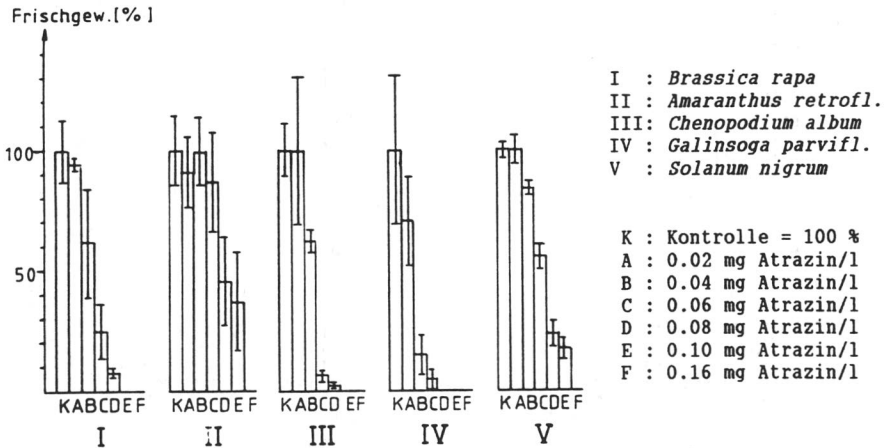


Abb. 29: Gesamtüberblick der Sproßfrischgewichte verschiedener Arten in Abhängigkeit von Atrazin nach 14 Tagen im Erdversuch. (Balken: Standardabweichung)

Für einen Gesamtüberblick sind die Biomassen der verschiedenen Arten unter Atrazin-Einfluß als Säulengraphiken dargestellt (Abb. 29).

3.4 TPBS-Phytotoxizitätstest in Hydrokultur

Um die Wirkung einer Testchemikalie, ausgeführt am Tensid TPBS, über einen längeren Zeitraum als 14 Tage zu beobachten, wurden Versuche über sechs Wochen (bis zum Eintritt der Blüte) exemplarisch an *Amaranthus retroflexus* und *Galinsoga parviflora* als Vertreter der Wildpflanzen und der Kulturpflanze *Brassica rapa* durchgeführt (Anhang IV, 1 - 23). Außerdem wurde ein Vergleich der EC-50-Werte (14 Tage) aus Erd- und Hydrokulturversuchen vorgenommen und auf die Pflanzenverfügbarkeit des TPBS geschlossen.

3.4.1 Wirkung auf *Brassica rapa*

3.4.1.1 Vergleich von 14-Tage-Erd- und 14-Tage-Hydrokulturversuch

In Abbildung 30 (Anhang IV, 1) sind die Werte des Sproßfrischgewichtes von *Brassica rapa* unter steigender TPBS-Konzentration nach vierzehntägiger Hydrokultur aufgetragen, um sie mit denen des vierzehntägigen Erdkulturversuchs zu vergleichen. Außerdem ist - jeweils errechnet aus der Probit-Analyse - die Regressionsgerade aufgetragen. Nach der vierzehntägigen Hydrokultur liegt der EC-50-Wert bei 9.58 mg TPBS/l Nährlösung, während im Erdkulturversuch der EC-50-Wert 132.40 mg TPBS/kg Boden erreicht (Tab. 3, 8).

Tab. 8: EC-50-Werte (Sproß-, Knollen-Frisch- & Wurzel-Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei *Brassica rapa* nach 14 und 42 Tagen (Hydrokulturversuch I) (Probit-Analyse) (siehe auch Tab. 3).

	EC-50 _{14d} (mg TPBS/l)			LA	EC-50 _{42d} (mg TPBS/l)			LA
Sproß-FG	9.58	(8.94 / 10.26)	+++		11.51	(10.27 / 12.90)		+
Knollen-FG	-	-	-	-	12.19	(9.77 / 15.32)		o
Wurzel-TG	-	-	-	-	8.29	(7.51 / 9.16)		+++

Wie aus den Frisch- und Trockengewichten in Relation zur Kontrolle der Sprosse von *Brassica rapa* (Anhang IV, 1, 2) ersichtlich ist, wird der Wassergehalt der in Hydrokultur gehaltenen Pflanzen bei steigender Tensidkonzentration nicht wesentlich beeinflusst.

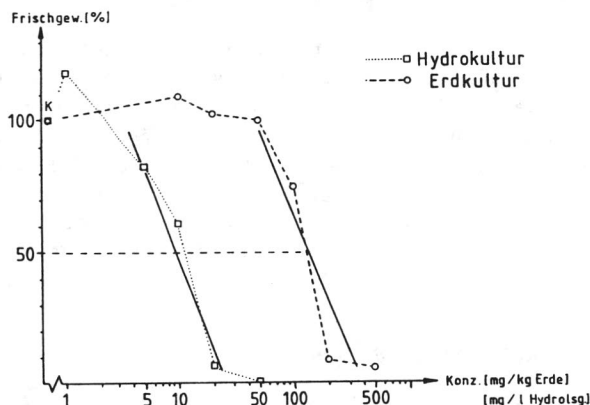


Abb. 30: Sproßfrischgewicht von *Brassica rapa* nach 14 Tagen in Hydro- und Erdkultur. (K: Kontrolle = 100 %, Regressionsgerade nach Probit-Analyse)

3.4.1.2 Sproßentwicklung von 14 und 42 Tage alten Pflanzen

Die Daten zur Sproßwachstumsentwicklung von *Brassica rapa* nach 14-tägiger und 42-tägiger TPBS-Exposition (Hydrokulturversuch I) sind der Tabelle 9 zu entnehmen. Das Verhältnis des Biomassenzuwachses der Pflanzen nach 14 und 42 Wochen ist ermittelt worden ($FG_{42d} : FG_{14d}$), um eine mögliche Regeneration bei den älteren Pflanzen zu untersuchen. Anhand des Quotienten deutet sich bei gering bis mittelbelasteten Pflanzen eine erhöhte Biomassenzunahme an, die als Regeneration gedeutet werden könnte. Bei Betrachtung des Frischgewichtes wird aber deutlich, daß das Gewicht der Kontrolle nicht erreicht wird. Da sich eine solche verstärkte Biomassenzunahme im Zeitraum von 14 bis 42 Tagen im Hydrokulturversuch II (Anhang IV, 13, 16) nicht reproduzieren läßt, wird dieses Ergebnis als zufällig und methodenbedingt interpretiert.

Tab. 9: Sproß-Frischgewicht (FG) unter TPBS-Einfluß bei *Brassica rapa* nach 14 und 42 Tagen, Gewichtsverhältnis (FG₄₂:FG₁₄) und Gewichtszuwachs [(FG_{42d}-FG_{14d})/28d] (Hydrokulturversuch I).

TPBS (mg/l)	Sproß-FG _{14d} (mg)	Sproß-FG _{42d} (mg)	FG ₄₂ :FG ₁₄	Zuwachs (mg FG/d)
Kontrolle	1635.7	13910	8.5	438.4
1.0	1919.9	18270	9.5	583.9
5.0	1342.4	13740	10.2	442.8
10.0	994.4	15670	15.8	524.1
20.0	98.1	6860	69.9	241.5
50.0	9.2	40	4.3	1.1
100.0	0.0	0	-	-

3.4.1.3 Wurzelentwicklung nach 14-Tage-Hydrokulturversuch

Die Beeinträchtigung der Wurzeln von *Brassica rapa* nach vierzehntägiger Exposition in der TPBS-Lösung ist photographisch dokumentiert (Abb. 31a-f) und wird qualitativ beschrieben. Bei den Kontrollpflanzen sind die Wurzeln sehr lang und fädig (Abb. 31a). Von der Hauptwurzel gehen Seitenwurzeln 1. Ordnung ab. Die Seitenwurzeln verzweigen sich bis zum 4. Grad und tragen lange Wurzelhaare, die aber sehr locker, d.h. in größerer Entfernung voneinander angeordnet sind.

Die Wurzeln der mit 1 mg/l belasteten Pflanzen weisen eine stärkere Wurzelbehaarungsdichte auf. Die Langfädigkeit der Wurzeln nimmt etwas ab (Abb. 31b). Die Primärwurzel ist nicht so kräftig entwickelt wie bei der Kontrolle. Statt dessen haben sich im Vergleich zur Primärwurzel zwei gleich starke Seitenwurzeln (1. Grades) entwickelt. Im Vergleich zur Kontrollpflanze deutet sich an, daß sich die Wurzeln von den zwei kräftigen Seitenwurzeln und der Primärwurzel häufiger verzweigen.

Bei einer Belastung von 5 mg TPBS/l zeigt sich, daß von der Primärwurzel Seitenwurzeln abzweigen, die sehr kurz und stark behaart sind (Abb. 31c). Auffällig ist die Wurzelhaarlänge und die Dichte.

Bei 10 mg TPBS/l ist zu beobachten, daß die Seitenwurzeln dünner als in der niedrigeren Konzentration sind und die Behaarungsdichte wieder abnimmt (Abb. 31d).

Abb. 31: Wurzelhabitus von *Brassica rapa* unter TPBS-Einfluß nach 14 Tagen in Hydrokultur (a:Kontr.,b:1 mg/l,c:5 mg/l,d:10 mg/l,e:20 mg/l,f:50 mg/l).

Abb. 31a:

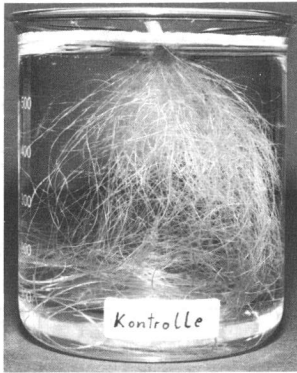


Abb. 31d:

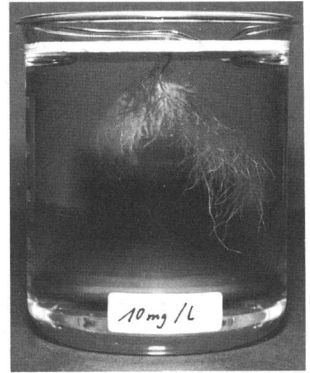


Abb. 31b:

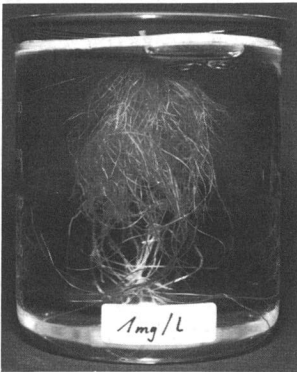


Abb. 31e:

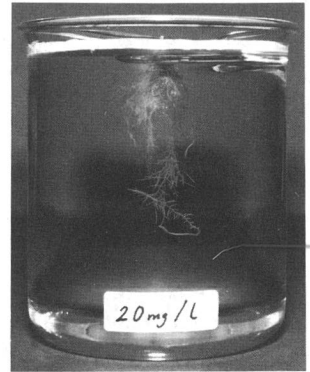


Abb. 31c:

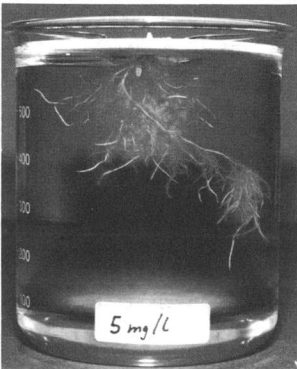
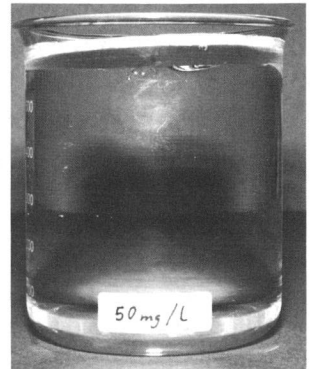


Abb. 31f:



Die Wurzel, der mit 20 mg TPBS/l belasteten Pflanze, hat einen auffällig veränderten Habitus (Abb. 31e). Die Primärwurzel ist relativ dünn, weist eine spärliche Behaarung auf sowie Verzweigungen, die nicht mehr behaart sind. Außerdem haben sich zwei relativ kräftige Seitenwurzeln ausgebildet, die aber nicht die Länge der Primärwurzel erreichen. Auch von ihnen gehen wiederum Verzweigungen ab.

Bei einer Belastung von 50 mg TPBS/l ist das gesamte Wurzelsystem sehr gering ausgebildet (Abb. 31f). Von der Primärwurzel gehen nur Seitenwurzeln erster Ordnung ab. Die Behaarung ist spärlich bis nicht vorhanden.

3.4.1.4 Vergleich von Sproß und Wurzel nach 14-Tage- und 42-Tage-Hydrokulturversuch

Für Vergleiche werden die EC-50-Werte der Sprosse und Wurzeln nach 14 und nach 42 Tagen herangezogen (Tab. 8, 10). Die EC-50-Werte beziehen sich bei den Sprossen auf das Frischgewicht (FG) und bei den Wurzeln auf das Trockengewicht (TG). Dennoch scheint ein Vergleich zulässig, da für Sproßfrischgewichte und -trockengewichte nahezu identische EC-50-Werte zu erwarten sind. Der Grund liegt in dem unter TPBS-Einfluß nahezu unveränderten Wassergehalt der Blätter und in der Normierung auf die jeweilige Kontrolle.

Beim Hydrokulturversuch I (Tab. 8) kann nach 14 Tagen kein Sproß-Wurzelverhältnis gebildet werden, da aufgrund anderer experimenteller Verwendung die Wurzelbiomasse nicht zur Verfügung stand. Nach 42 Tagen zeigt sich anhand der niedrigeren EC-50-Werte der Wurzelbiomassen gegenüber den der Sproßbiomassen, daß die Chemikalie entsprechend dem Kontaminationsort vorrangig die Wurzeln schädigt. Bestätigt wird diese Aussage sowohl durch die EC-50-Werte nach 14 als auch nach 42 Tagen des Hydrokulturversuchs II (Tab. 10).

Auch aus dem Sproß-Wurzelverhältnis (Tab. 11) läßt sich eine stärkere Beeinflussung der Wurzel gegenüber dem Sproß ableiten. Aus dem schon oben angeführten Grund kann das Sproß-Wurzelverhältnis nach 14 Tagen nur anhand des Hydrokulturversuches II dargestellt werden. Die entsprechenden Sproß- und Wurzelbiomassen sind

im Anhang (IV, 4, 6, 7, 14, 15) zu finden. Bei der Berechnung der sechs Wochen alten Pflanzen ist die Knolle als Hypokotyl zum Sproß addiert worden.

Tab. 10: EC-50-Werte (Sproß-, Knollen-Frisch- & Wurzel-Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei *Brassica rapa* nach 14 und 42 Tagen (Hydrokulturversuch II) (Probit-Analyse) (siehe auch Tab. 3).

	EC-50 _{14d} (mg TPBS/l)		LA	EC-50 _{42d} (mg TPBS/l)		LA
Sproß-FG	10.46	(9.95 / 11.00)	++	4.33	(4.04 / 4.65)	+++
Knollen-FG	-	-	-	1.58	(1.30 / 1.91)	+++
Wurzel-TG	7.61	(6.83 / 8.47)	+++	2.76	(2.51 / 3.04)	+++

Tab. 11: Sproß-Wurzel-Verhältnis (Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei *Brassica rapa* nach 14 und 42 Tagen.

TPBS (mg/l)	Sproß-Wurzel-Verhältnis	
	nach 14 Tagen (Hydro II)	nach 42 Tagen (Hydro I)
Kontrolle	7.51	8.29
1.0	7.93	8.83
5.0	8.86	10.16
10.0	8.64	10.07
20.0	5.95	8.50
50.0	3.60	5.50
100.0	2.38	-

Bis zu einer Belastung von 5 mg TPBS/l bzw. 10 mg TPBS/l steigt aufgrund der vorrangigen Schädigung der Wurzeln das Verhältnis von Sproß zu Wurzel an. Ab einer Konzentration von 20 mg TPBS/l bzw. 50 mg TPBS/l äußert sich die Schädigung auch in einer Sproßgewichtsabnahme, so daß ein Absinken des Sproß-Wurzel-Verhältnisses festzustellen ist.

3.4.2 Wirkung auf *Amaranthus retroflexus*

3.4.2.1 Vergleich von 14-Tage-Erd- und 14-Tage-Hydrokulturversuch

Die Vorgehensweise beim Ernten und Bonitieren entspricht der bei *Brassica rapa*. In Abbildung 32 sind auch für *Amaranthus retroflexus* die Sproßfrischgewichtsentwicklung nach kontaminierter vierzehntägiger Hydro- (Anhang IV, 8) und vierzehntägiger Erdkultur zu vergleichen. Auffällig ist, daß ein Biomassenzuwachs, wie er für *Amaranthus retroflexus* in der kontaminierten Erdkultur zu beobachten ist, in der Hydrokultur nicht auftritt, d.h. in der Hydrokultur erweisen sich die verwendeten Konzentrationen als so phytotoxisch, daß sofort eine Wachstumsminderung eintritt. Aus den jeweiligen Probit-Analysen ergibt sich in der Hydrokultur nach vierzehn Tagen ein EC-50-Wert (Tab. 12) für den Sproß von 3.03 mg TPBS/l und in der Erdkultur von 83.40 mg TPBS/kg Boden (Tab. 3).

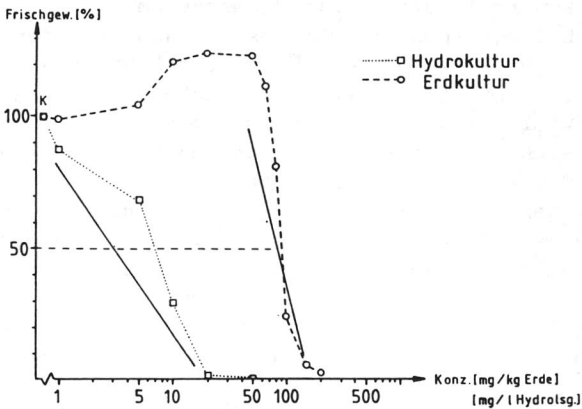


Abb. 32: Sproßfrischgewicht von *Amaranthus retroflexus* 14 Tagen in Hydro- und Erdkultur. (K: Kontrolle = 100 %, Regressionsgerade nach Probit-Analyse)

Tab. 12: EC-50-Werte (Sproß-Frischgewicht, Wurzel-Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei *Amaranthus retroflexus* nach 14 und 42 Tagen (Hydrokulturversuch I, Erdkulturversuch) (FG= Probit-Analyse aus Einzelwerten) (TG= Probit-Analyse aus Mittelwerten) (siehe auch Tab. 3).

	EC-50 _{14d} (mg TPBS/l)		LA	EC-50 _{42d} (mg TPBS/l)		LA
Sproß-FG	3.03	(2.70 / 3.39)	+++	4.80	(4.43 / 5.19)	++
Wurzel-TG	4.39	(3.33 / 5.80)	+	-	(- / -)	-

3.4.2.2 Sproßentwicklung von 14 und 42 Tage alten Pflanzen

In Tabelle 13 ist das Verhältnis der Biomassen nach 14 Tagen zu 42 Tagen ($FG_{42d}:FG_{14d}$) sowie die Zuwachsrates der Sproßbiomasse $[(FG_{42d}-FG_{14d})/28d]$ von *Amaranthus retroflexus* dargestellt (Hydrokulturversuch I). Das Verhältnis der Biomassen nach 14 Tagen zu 42 Tagen weist für *Amaranthus retroflexus*, auch verglichen mit *Brassica rapa*, einen sehr starken Biomassenzuwachs in diesem Zeitraum auf. Bei der Kontrolle steigt die Biomasse um das 65-fache an. In diesem Bereich liegt auch der Biomassenzuwachs bei der niedrigen Konzentration von 1 mg/l und der mittleren Konzentration von 5 mg/l. Bei den Konzentrationen von 10 und 20 mg/l ergibt sich ein Faktor von etwa 134 bzw. 7. Jedoch erreichen die vierzehntägigen wie auch die sechs Wochen alten Testpflanzen bei beiden Konzentrationen nicht die Sproß-Frischgewichte der jeweiligen Kontrollpflanzen. Bei der Konzentration 10 mg/l verringert sich die Biomasse der vierzehn Tage alten Pflanzen im Vergleich zur Kontrolle stärker als bei den 42 Tage alten Pflanzen. Aus diesem Sachverhalt läßt sich der hohe Faktor von 134 erklären. Jedoch weisen die im Vergleich zur Kontrolle geringeren Biomassenzuwachsraten $[(FG_{42d}-FG_{14d})/28d]$ bei allen Belastungsstufen auf keine Regeneration hin.

Der EC-50-Wert für *Amaranthus retroflexus* nach sechswöchiger Exposition in kontaminierter Hydrokultur beträgt 4.8 mg TPBS/l (Tab. 12). Dieser Wert ist dem EC-50-Wert nach vierzehn Tagen relativ ähnlich.

Tendenziell läßt sich auch aus dem Hydrokulturversuch II für den Sproß-Biomassenzuwachs (Anhang IV, 20, 23) sowie für die EC-50-Werte (Tab. 16) bestätigen, daß keine Regeneration erfolgt.

Tab. 13: Sproß-Frischgewicht (FG) unter TPBS-Einfluß bei *Amaranthus retroflexus* nach 14 und 42 Tagen, Gewichtsverhältnis (FG_{42d}:FG_{14d}) und Gewichts-
zuwachs [(FG_{42d}-FG_{14d})/28d] (Hydrokulturversuch I).

TPBS (mg/l)	Sproß-FG _{14d} (mg)	Sproß-FG _{42d} (mg)	FG _{42d} :FG _{14d}	Zuwachs (mg FG/d)
Kontrolle	232.7	15270	65.6	537.0
1.0	202.8	12770	63.0	448.8
5.0	160.0	11490	71.8	404.6
10.0	69.5	9340	134.4	331.1
20.0	4.4	30	6.8	0.9
50.0	1.4	0	-	-
100.0	0.0	0	-	-

3.4.2.3 Wurzelentwicklung nach 14-Tage-Hydrokulturversuch

Das Trockengewicht der Wurzeln bei *Amaranthus retroflexus* nimmt nach vierzehn Tagen in Abhängigkeit von der TPBS-Konzentration ab (Tab. 14, Anhang IV, 9). Es liegt eine Korrelation zwischen Wurzelbiomasse und Tensidkonzentration vor. In Tabelle 15 sind die dazugehörigen Längen der Primärwurzeln und die Anzahl der Wurzeln 1. Ordnung dargestellt. Es wird deutlich, daß die Pflanzen individuell sehr unterschiedlich auf die Testchemikalie reagieren. In der Länge der Primärwurzeln und auch in der Anzahl der Wurzeln 1. Ordnung gibt es sehr große Streuungen. Dennoch wird die Abhängigkeit von der eingesetzten Tensidkonzentration deutlich.

Tab. 14: Wurzel-Trockengewicht (TG) unter TPBS-Einfluß bei *Amaranthus retroflexus* nach 14 Tagen und Konzentrations-Trockengewichts-Korrelation (Hydrokulturversuch I).

TPBS (mg/l)	Wurzel-TG _{14d} (mg)	Korrelationskoeffizient		
Kontrolle	8.61			
1.0	7.33			
5.0	4.92			
10.0	3.00			
20.0	0.41			
50.0	0.18			
100.0	0.0			

Tab. 15: Primärwurzellängen und Wurzeldichte 1.Ordnung pro Primär-Wurzel unter TPBS-Einfluß bei *Amaranthus retroflexus* nach 14 Tagen (Hydrokulturversuch I) (- keine Wurzeln ausgebildet).

TPBS (mg/l)	Primär-Wurzel-Länge (cm) Mittelw. (Stabw.)	Wurzeldichte (cm ⁻¹) (n=3) Mittelw.
0.0	18.7 (± 10.9)	4.7
1.0	13.5 (± 4.0)	4.7
5.0	15.0 (± 9.2)	4.0
10.0	10.4 (± 6.0)	3.9
20.0	3.7 (± 2.3)	-
50.0	2.2 (± 0.7)	-

3.4.2.4 Vergleich Sproß und Wurzel nach 14-Tage- und 42-Tage-Hydrokultur

Unter Berücksichtigung der EC-50-Werte zeichnet sich bei *Amaranthus retroflexus* (Tab. 12, 16) im Gegensatz zu *Brassica rapa* (Tab. 8, 10) nach 14- und 42-tägiger Bonitur ab, daß der Sproß stärker geschädigt wird als die Wurzel.

Tab. 16: EC-50-Werte von Sproß (FG) und Wurzel (TG) unter TPBS-Einfluß bei *Amaranthus retroflexus* nach 14 und 42 Tagen (Hydrokulturversuch II) (Probit-Analyse) (FG= Probit-Analyse aus Einzelwerten, TG= Probit-Analyse aus Mittelwerten) (siehe auch Tab. 3).

	EC-50 _{14d} (mg TPBS/l)	LA	EC-50 _{42d} (mg TPBS/l)	LA
Sproß-FG	5.40 (5.02 / 5.81)	+++	5.15 (4.82 / 5.51)	+++
Wurzel-TG	6.79 (6.29 / 7.34)	+++	4.34 (4.01 / 4.70)	+++

Dieser Sachverhalt läßt sich deutlicher anhand des Sproß-Wurzel-Verhältnisses nach 14 und 42 Tagen beim Hydrokulturversuch II ableiten (Tab. 17). Die jeweiligen Biomassen sind dem Anhang zu entnehmen (Anhang IV, 21, 22, 24, 25). Es ist bei *Amaranthus retroflexus* zu beobachten, daß mit steigender TPBS-Konzentration das Verhältnis kontinuierlich abnimmt, d.h. die Sproß-Biomasse nimmt

im Vergleich zur Wurzel-Biomasse im stärkeren Maße ab. Bedingt durch meßtechnische Unschärfen bei der Erfassung sehr kleiner Biomassen ergeben sich bei der jeweils höchsten Konzentration von 100 mg/l hohe Verhältnisse. Die Verhältniszahl von 15.79 nach 42 Tagen wird dagegen aufgrund der relativ großen Sproßbiomasse als "experimenteller Ausreißer" gewertet.

Tab. 17: Sproß-Wurzel-Verhältnis (Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei *Amaranthus retroflexus* nach 14 und 42 Tagen.

TPBS (mg/l)	Sproß-Wurzel-Verhältnis	
	nach 14 Tagen (Hydro II)	nach 42 Tagen (Hydro II)
Kontrolle	1.55	9.75
1.0	1.49	9.98
5.0	1.37	9.46
10.0	1.24	15.79
20.0	0.84	5.69
50.0	0.85	5.39
100.0	1.38	10.00

Tab. 18: EC-50-Werte (Sproßfrisch-, Wurzel-Trockengewicht) unter TPBS-Einfluß bei *Galinsoga parviflora* nach 14 und 42 Tagen (Probit-Analyse) (siehe auch Tab. 3).

	EC-50 _{14d} (mg TPBS/l)		LA	EC-50 _{42d} (mg TPBS/l)		LA
Sproß-FG	1.60	(1.45 / 1.76)	+++	-	(- / -)	-
Wurzel-TG	1.21	(0.93 / 1.58)	-	-	(- / -)	-

3.4.3 Wirkung auf *Galinsoga parviflora*

3.4.3.1 Vergleich von 14-Tage-Erd- und 14-Tage-Hydrokulturversuch

Ergänzend zu den Hydro- und Erdkulturversuchen an *Amaranthus retroflexus* ist auch die TPBS-Verfügbarkeit für *Galinsoga parviflora* durchgeführt worden. Die EC-Werte des Hydrokulturversuches

sind in Tabelle 18 wiedergegeben. Die Einzelmeßwerte sind dem Anhang zu entnehmen (Anhang IV, 11, 12).

3.5 Keimung unter Chemikalieneinfluß

3.5.1 Keimung in Abhängigkeit von TPBS

Um neben der Chemikalienwirkung gegenüber Jungpflanzen und ausgewachsenen Pflanzen auch die Wirkung auf die Keimung zu erfassen, wurden alle sieben Testpflanzenarten untersucht. Die Keimversuche wurden in mit TPBS-Lösung getränktem Filterpapier in Petrischalen durchgeführt, um den direkten Einfluß von TPBS zu erfassen, ohne die Adsorption durch den Boden berücksichtigen zu müssen. Die Bonitur erfolgte an zwei Terminen (zur Begründung der Terminauswahl siehe Kap. 2.5). Um die Ergebnisse überschaubar zu halten, soll vorrangig auf die Ergebnisse zur 2. Bonitur (maximale Keimung) eingegangen werden.

In den Abbildungen 33a - 39a ist die mittlere Keimung (Keimungsrate) der verschiedenen untersuchten Species unter TPBS-Einfluß dargestellt (Anhang V, 1, 2, 5, 6, 9, 10, 13, 14, 17, 18, 21, 22, 25, 26). Es ist ein artspezifisch unterschiedliches Keimungsverhalten unter dem Einfluß des Tensides TPBS festzustellen. *Brassica rapa* (Abb. 33a) zeigt auf die erste eingesetzte Konzentration von 100 mg/l keine Reaktion, auf die folgenden Konzentrationen bis 5000 mg/l reagiert sie nur sehr gering und erst bei höheren Belastungen setzt eine deutliche Keimungsratenreduktion ein.

Amaranthus retroflexus (Abb. 34a) weist im Mittel bereits bei der ersten eingesetzten Konzentration von 100 mg/l eine Keimungsratenverringerung auf, die aber aufgrund der relativ hohen Streubreiten der Meßwerte noch keine Signifikanz gegenüber der Kontrolle besitzt. Auch bei den folgenden höheren Konzentrationen verringert sich in der Regel die Keimungsrate. Sie bleibt jedoch insgesamt auch bei einer sehr hohen Belastung von 40000 mg/l auf einem hohen Niveau. Im Mittel beträgt die Keimungsrate hier noch 48 %.

Abb. 33-34: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter TPBS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

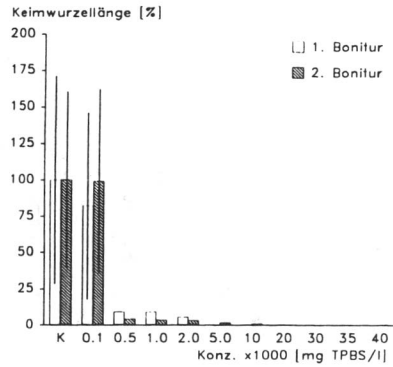
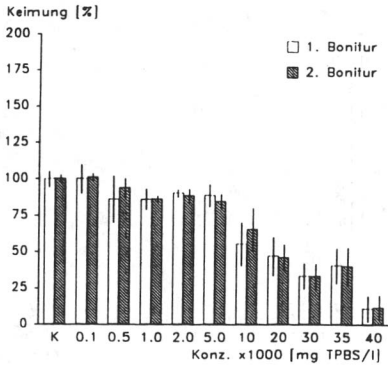


Abb. 33a: *Brassica rapa*

Abb. 33b: *Brassica rapa*

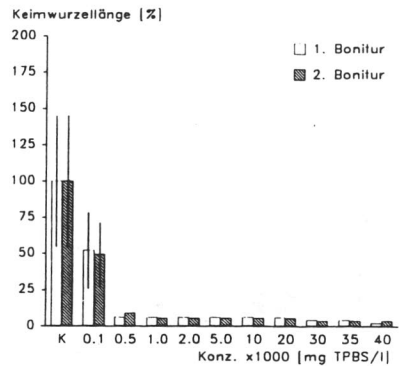
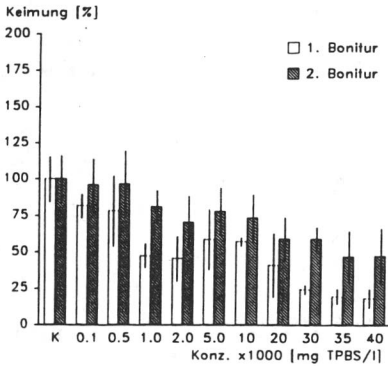


Abb. 34a: *Amaranthus retroflexus*

Abb. 34b: *Amaranthus retroflexus*

Abb. 35-36: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter TPBS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

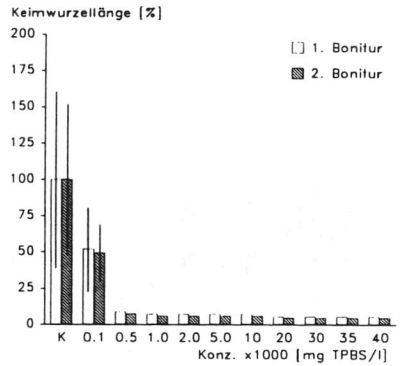
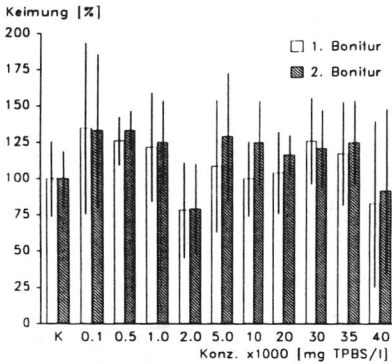


Abb. 35a: *Chenopodium album*

Abb. 35b: *Chenopodium album*

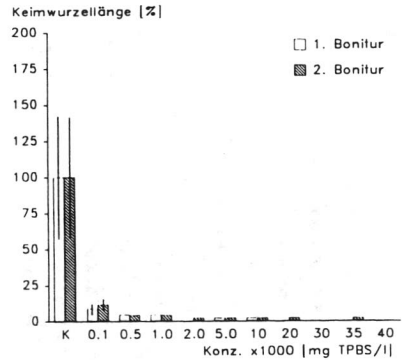
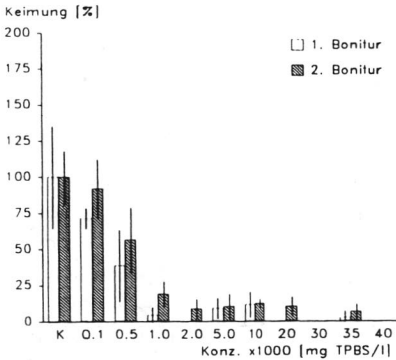


Abb. 36a: *Galinsoga parviflora*

Abb. 36b: *Galinsoga parviflora*

Abb. 37-38: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter TPBS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

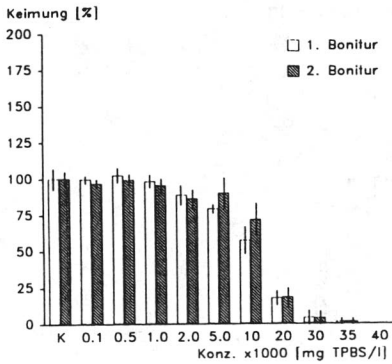


Abb. 37a: *Malva pusilla*

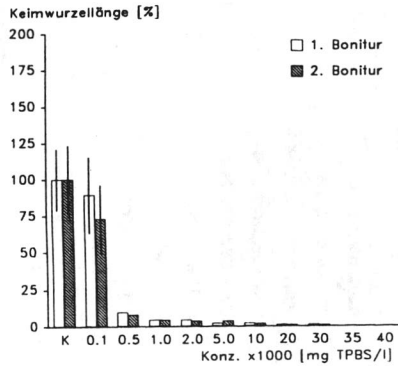


Abb. 37b: *Malva pusilla*

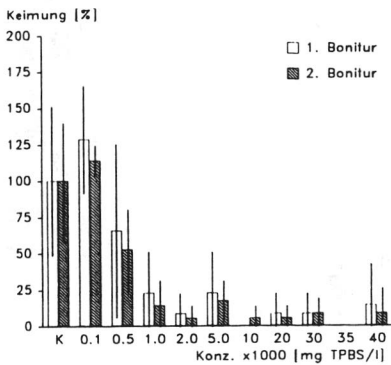


Abb. 38a: *Nigella arvensis*

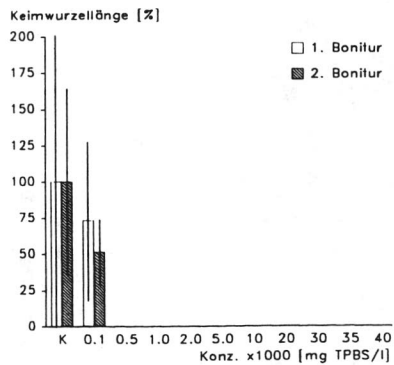


Abb. 38b: *Nigella arvensis*

Abb. 39: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter TPBS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

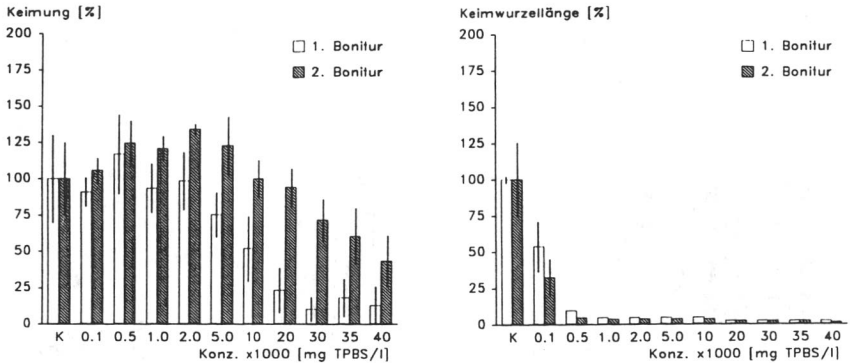


Abb. 39a: *Solanum nigrum*

Abb. 39b: *Solanum nigrum*

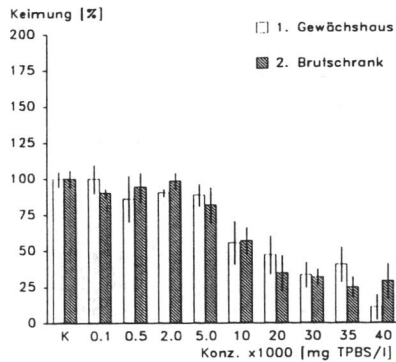


Abb. 40: Mittlere Keimung von *Brassica rapa* unter TPBS-Einfluß im Gewächshaus und im Brutschrank. (Balken: Standardabweichung)

Bei *Amaranthus retroflexus* bewirkt TPBS eine geringere Beeinflussung der Keimung als bei *Brassica rapa*. Berücksichtigt man auch die Ergebnisse der 1. Bonitur (siehe Anhang), so wird deutlich, daß der Effekt von TPBS gegenüber *Amaranthus retroflexus* in einer Verzögerung der Keimung liegt. Bei der Kontrolle und den zwei ersten niedrigen Konzentrationen (100 und 500 mg/l) liegt zum Zeitpunkt der 1. Bonitur schon nahezu maximale Keimung vor. Bei den hochbelasteten Samen wird diese maximale Keimungsrate erst zum Zeitpunkt der 2. Bonitur erreicht.

Chenopodium album (Abb. 35a) reagiert auf TPBS sehr indifferent. Meist liegen im Mittel die Keimungsraten über der der Kontrolle. Da die Streubreiten der Meßwerte aber auch sehr hoch sind, wird deutlich wie individuell unterschiedlich die Samen dieser Art reagieren können. So ist das Ausmaß der Erhöhung der mittleren Keimungsraten gegenüber der Kontrolle bei steigender Konzentration von TPBS sehr unterschiedlich.

Ein ähnliches Verhalten zeigt auch *Solanum nigrum* (Abb. 39a). Bei dieser Art wird ebenfalls in einem weiten Konzentrationsbereich von 100 - 5000 mg/l die Keimung anfänglich gefördert. Wie auch bei *Chenopodium album* ist bei *Solanum nigrum* davon auszugehen, daß die Quellbedingungen für die Samen durch das Tensid zunächst verbessert werden. Das Maximum der Keimratenförderung ist bei *Solanum nigrum* bei einer Konzentration von 2000 mg/l erreicht. Bei einer weiteren Zunahme der TPBS-Belastung erfolgt dann eine Verringerung der Keimung.

Für *Galinsoga parviflora* (Abb. 36a) hat TPBS auf die durchschnittliche Keimungsrate einen deutlichen negativen Einfluß. *Nigella arvensis* (Abb. 38a) reagiert unter TPBS-Einwirkung, abgesehen von der statistisch nicht nachweisbaren Keimungsratenerhöhung bei der ersten Konzentration, ähnlich stark mit einer Keimratenverringernug. *Malva pusilla* (Abb. 37a) zeigt dagegen wieder ein sehr ähnliches Keimverhalten wie *Brassica rapa* unter TPBS-Einfluß. Allerdings setzt eine deutliche Keimratenverringernug bei *Malva pusilla* mit 1000 mg TPBS/l etwas früher als bei *Brassica* ein. Bei weiterer Belastung verringert sich die Keimrate sehr rapide.

Um die Empfindlichkeitsunterschiede in der Keimung zwischen den verschiedenen getesteten Arten zu ermitteln, wurden auch hier Probit-Analysen für die zweite Bonitur der Keimung durchgeführt. Berücksichtigt wurden die Werte, die eine Keimungshemmung anzei-

gen. Die so ermittelten EC-50 aller Arten sind in Tabelle 19 angegeben. Die Meßwerte der Keimungstests sind an die Regressionsgeraden schlechter angepaßt als die der Phytotoxizitätstests älterer Entwicklungsstadien und deshalb werden die EC-50-Werte der Keimungstests nur zur Reihung der Arten verwendet.

Tab. 19: EC-50-Werte (Keimungsrate, 2. Bonitur) unter TPBS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (Probit-Analyse aus Mittelwerten) (siehe auch Tab. 3).

Art	EC-50-Werte (mg TPBS/l)		LA
<i>Brassica rapa</i>	15487.7	(12777.2 / 18773.1)	++
<i>Amaranthus retroflexus</i>	41971.0	(26000.8 / 67750.6)	+++
<i>Solanum nigrum</i>	36207.4	(33746.1 / 38848.4)	++
<i>Malva pusilla</i>	7367.5	(6260.5 / 8670.2)	+++
<i>Galinsoga parviflora</i>	470.7	(329.4 / 672.5)	++
<i>Nigella arvensis</i>	168.4	(45.7 / 620.3)	o

Amaranthus retroflexus erweist sich als die unempfindlichste Art, gefolgt von *Solanum nigrum*, *Brassica rapa*, *Malva pusilla* und *Galinsoga parviflora*, während *Nigella arvensis* die empfindlichste Art ist. Für *Chenopodium album* keine EC-50 ermittelt werden (vgl. Abb. 35a).

3.5.1.1 Reproduzierbarkeit der Keimung

Für *Brassica rapa* ist exemplarisch im Brutschrank unter standardisierten Bedingungen ein Wiederholungsversuch zur Ermittlung der Keimung unter steigendem TPBS-Einfluß durchgeführt worden (Anhang V, 29). Danach besteht eine gute Reproduzierbarkeit mit den Ergebnissen, die im Gewächshaus ermittelt wurden (Abb. 40). Ein Witterungseinfluß, der unter Gewächshausversuchen nicht völlig auszuschließen ist, läßt sich bei den Keimungsversuchen nicht nachweisen, denn die mittleren Keimungsraten des Wiederholungsversuches im Brutschrank entsprechen denen des ersten Versuches im Gewächshaus.

3.5.2 Keimwurzellänge in Abhängigkeit von TPBS

Betrachtet man auch die Keimwurzellänge (Abb. 33b - 39b) unter steigender TPBS-Belastung, dann zeigt sich bei allen Arten unterschiedlich stark ausgeprägt bereits bei den ersten Belastungsstufen eine deutliche Verringerung (Anhang V, 3, 4, 7, 8, 11, 12, 15, 16, 19, 20, 23, 24, 27, 28). Unter dem Einfluß der ersten drei Konzentrationen, d.h. von 100 bis 1000 mg/l, ist die Hemmung der Keimwurzelenwicklung durch das Tensid so stark, daß die Länge der Keimwurzeln auf einen geringen Prozentsatz im Vergleich zur Kontrolle absinken. Mit steigender Konzentration nähern sich die Graphen der Keimwurzellängen asymptotisch der Abszisse. Eine Probit-Analyse ist bezogen auf diesen Parameter aufgrund der schon bei den ersten Belastungsstufen einsetzenden starken Chemikalienwirkung nicht möglich. Nimmt man eine Abschätzung vor, in welchem Konzentrationsbereich für die verschiedenen Arten beim Parameter Keimwurzellänge eine EC-50 zu erwarten ist, so ergibt sich anhand der eingesetzten Konzentrationen folgende Einstufung:

1. zu erwartende EC-50 zwischen 100 mg TPBS/l und 500 mg TPBS/l
Brassica rapa, *Malva pusilla*
2. zu erwartende EC-50 bei 100 mg TPBS/l
Amaranthus retroflexus, *Chenopodium album*
3. zu erwartende EC-50 unterhalb 100 mg TPBS/l
Galinsoga parviflora, *Solanum nigrum*, *Nigella arvensis*

3.5.3 Keimung in Abhängigkeit von LAS

Um Unterschiede der zwei Tenside in ihrer Wirkung auf die Keimung zu ermitteln, wurden auch unter LAS-Einfluß alle sieben Arten auf den genannten Parameter hin untersucht. Die entsprechenden Ergebnisse sind in den Abbildungen 41a - 47a dargestellt (Anhang VI, 1, 2, 5, 6, 9, 10, 13, 14, 17, 18, 21, 22, 25, 26). Auch unter dem Einfluß von LAS können Arten mit verschiedenen Reaktionsmustern identifiziert werden.

So zeigt sich, daß *Brassica rapa* (Abb. 41a) über einen großen Konzentrationsbereich keine Keimungsrateneinbußen aufweist, dann aber, nach Erreichen eines Schwellenwertes, abrupt eine Keimungsratenverringierung aufzeigt. Für *Brassica rapa* beträgt die Konzen-

tration, bei der kaum eine Beeinflussung eintritt 10000 mg/l, und die Konzentration, bei der die erste signifikante Wirkung eintritt, 20000 mg/l. Für *Malva pusilla* (Abb. 45a) trifft diese Beobachtung tendenziell auch zu. Der Schwellenwert, bei dem deutlich eine Keimungsratenverringerung eintritt, ist bei 2000 mg/l erreicht. Bei höheren Konzentrationen verändert sich die Keimungsrate nur gering und nimmt dann allmählich bei 20000 mg/l ab.

Solanum nigrum (Abb. 47a), als Vertreter eines weiteren Reaktionsmusters, reagiert nach einer anfänglich positiven Beeinflussung durch Samenquellung mit einer relativ kontinuierlichen Keimratenverringerung bei steigender Konzentration.

Galinsoga parviflora (Abb. 44a) und *Nigella arvensis* (Abb. 46a) reagieren dagegen schon bei den ersten verwendeten Konzentrationen mit einer Keimungsratenverringerung. Auch die Keimungsrate entspricht bei diesen Arten unter steigendem LAS-Einfluß einer hyperbelähnlichen Funktion.

Bei *Amaranthus retroflexus* (Abb. 42a) und *Chenopodium album* (Abb. 43a), Vertreter des letzten Reaktionsmusters, zeigt sich bei den eingesetzten Konzentrationen in bezug auf die Keimungsrate keine bzw. nur eine indifferente Reaktion.

Die mit der Probit-Analyse ermittelten EC-50-Werte sind der Tabelle 20 zu entnehmen. Für *Amaranthus retroflexus* und *Chenopodium album* ist keine Probit-Analyse durchführbar.

Tab. 20: EC-50-Werte (Keimungsrate, 2.Bonitur) unter LAS-Einfluß bei verschiedenen Pflanzenarten (14-Tage-Erdkulturversuch) (Probit-Analyse aus Mittelwerten) (siehe auch Tab. 3).

Art	EC-50-Werte (mg LAS/l)	LA
<i>Brassica rapa</i>	25343.2 (22215.7 / 28910.9)	++
<i>Solanum nigrum</i>	13984.9 (12195.1 / 16037.3)	++
<i>Malva pusilla</i>	3957.7 (2965.4 / 5282.0)	+++
<i>Nigella arvensis</i>	465.8 (297.9 / 728.4)	++
<i>Galinsoga parviflora</i>	17.0 (0.8 / 381.5)	-

Abb. 41-42: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter LAS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

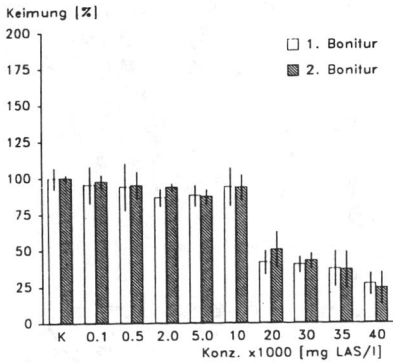


Abb. 41a: *Brassica rapa*

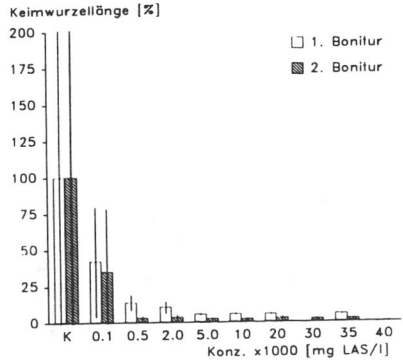


Abb. 41b: *Brassica rapa*

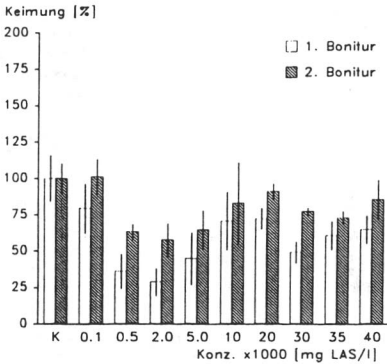


Abb. 42a: *Amaranthus retroflexus*

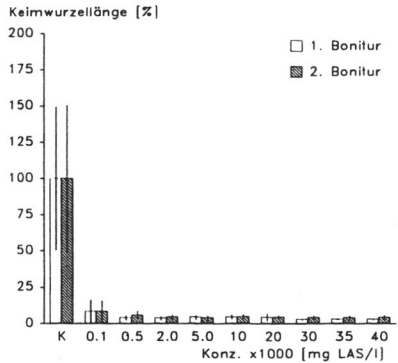


Abb. 42b: *Amaranthus retroflexus*

Abb. 43-44: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter LAS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

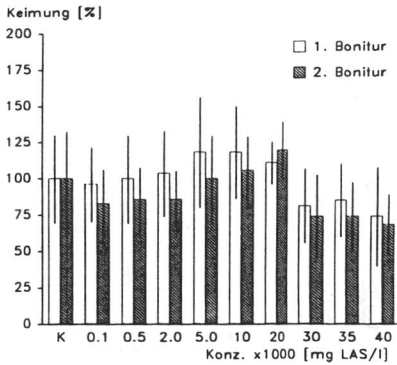


Abb. 43a: *Chenopodium album*

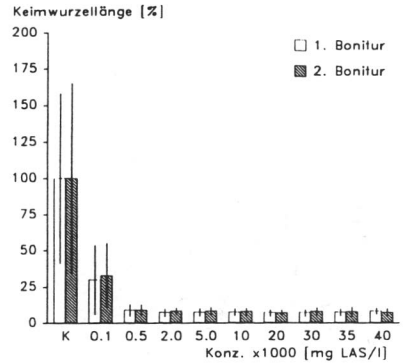


Abb. 43b: *Chenopodium album*

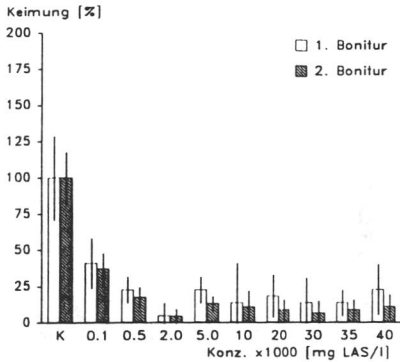


Abb. 44a: *Galinsoga parviflora*

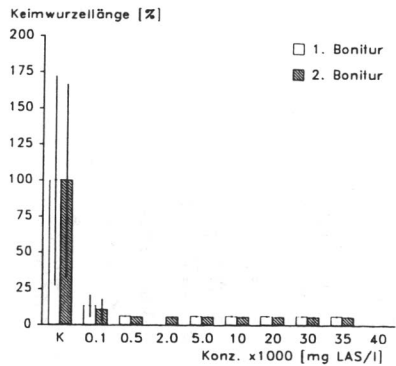


Abb. 44b: *Galinsoga parviflora*

Abb. 45-46: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter LAS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

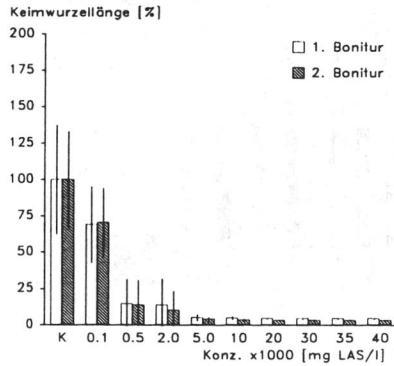
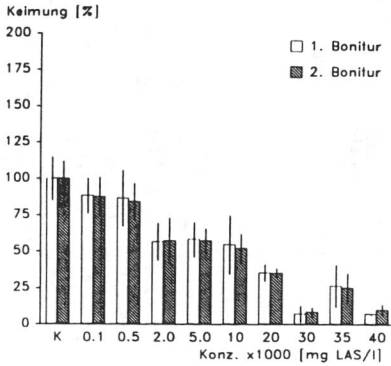


Abb. 45a: *Malva pusilla*

Abb. 45b: *Malva pusilla*

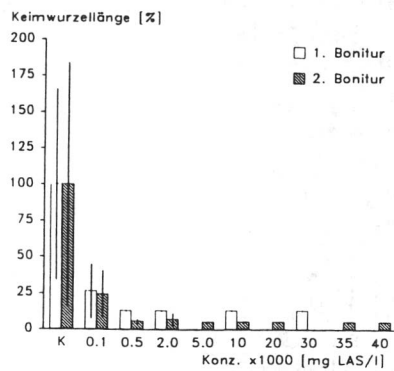
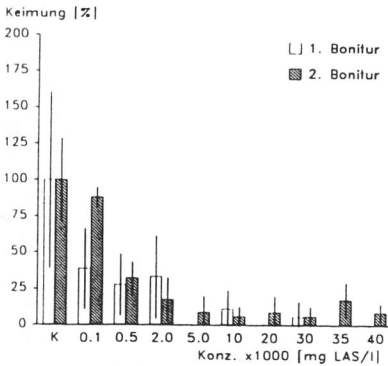


Abb. 46a: *Nigella arvensis*

Abb. 46b: *Nigella arvensis*

Abb. 47: Keimung (a) und Keimwurzellänge (b) unter LAS-Einfluß.
(Balken: Standardabweichung)

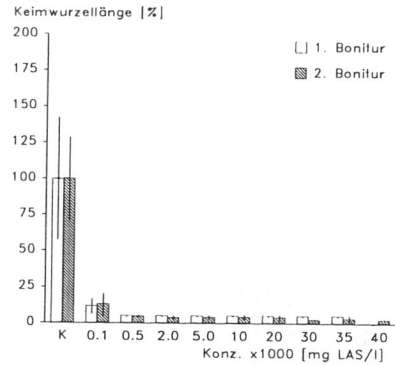
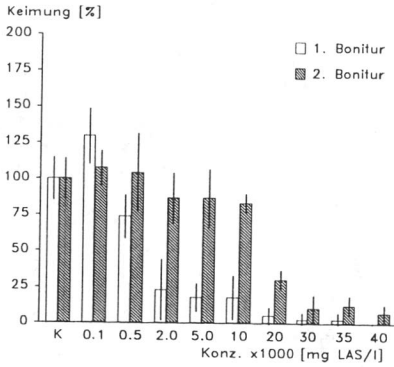
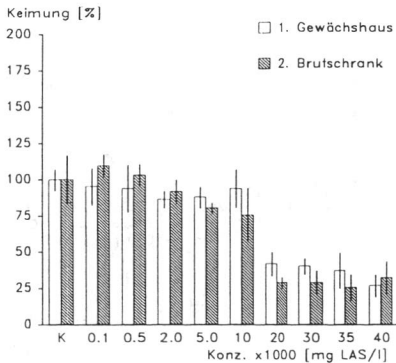


Abb. 47a: *Solanum nigrum*

Abb. 47b: *Solanum nigrum*

3.5.3.1 Reproduzierbarkeit der Keimung

Auch für LAS zeigt sich im Wiederholungsversuch unter Brut-schrankbedingungen, daß die Ergebnisse zur Keimung im Gewächshaus gut reproduzierbar sind. Die Ergebnisse sind in Abbildung 48 dargestellt.



Brassica rapa - LAS

Abb. 48: Keimung von *Brassica rapa* unter LAS-Einwirkung im Gewächshaus und im Brut-schrank.
(Balken: Standardabweichung)

3.5.4 Keimwurzellänge in Abhängigkeit von LAS

Nur zur Abschätzung der Empfindlichkeit, nicht aber zur genauen Ermittlung der EC-50-Werte, sind Probit-Analysen bezogen auf den Parameter Keimwurzellänge vorgenommen worden (Tab. 21).

Tab. 21: Reihung der Arten nach ihrer Empfindlichkeit unter LAS-Einfluß (nach steigender Empfindlichkeit entsprechend der Probit-Analyse sortiert) (Keimwurzellänge, 2.Bonitur) (14-Tage-Erdkulturversuch).

Art	
1.	<i>Malva pusilla</i>
2.	<i>Brassica rapa</i>
3.	<i>Chenopodium album</i>
4.	<i>Nigella arvensis</i>
5.	<i>Solanum nigrum</i>
6.	<i>Galinsoga parviflora</i>
7.	<i>Amaranthus retroflexus</i>

Betrachtet man neben der Keimung auch die Entwicklung der Wurzellängen, so ergeben diese Werte graphisch aufgetragen für alle Arten wiederum hyperbelähnliche Funktionsverläufe (Abb. 41b - 47b, Anhang VI, 3, 4, 7, 8, 11, 12, 15, 16, 19, 20, 23, 24, 27, 28). Die Wurzellängen erreichen abhängig von der Species schon nach Einwirkung der ersten zwei bis drei eingesetzten Konzentrationen von 100, 500 und 2000 mg LAS/l ihr Minimum.

3.5.5 Relatives Frischgewicht, Trockengewicht und Wassergehalt

Im Rahmen der LAS-Keimungsversuche sind neben der Keimungsrate und der Keimwurzellänge auch die relativen Frischgewichte, Trockengewichte sowie Wassergehalte ermittelt worden. Da die Kurvenverläufe für alle Arten sehr ähnlich verlaufen, sind exemplarisch nur für *Brassica rapa* die Ergebnisse graphisch dargestellt worden (Abb. 49, Anhang VI, 30, 31).

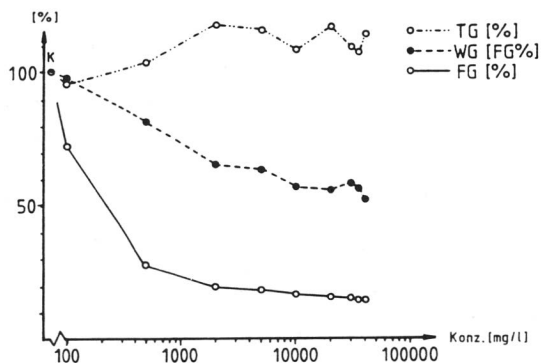


Abb. 49: Frischgewicht (FG), Trockengewicht (TG) sowie Wassergehalt (WG) von *Brassica rapa*-Keimlingen bzw. -Samen unter LAS-Einfluß auf die jeweilige Kontrolle bezogen dargestellt. (K: Kontrolle = 100 %)

Im Gegensatz zu den Abbildungen 9, 11 und 14 wurden hier die ermittelten Parameter (Abb. 49) jeweils in Relation zur Kontrolle gesetzt. Während bei geringer Belastung die Samen noch Keimlinge entwickeln konnten, wurde bei hoher Belastung ohne weitere sichtbare Keimlingsentwicklung nur noch die Testa gesprengt. Der Kurvenverlauf des relativen Frischgewichtes der *Brassica rapa*-Keimlinge bzw. -Samen entspricht in etwa der Darstellung der relativen Wurzellängen (Abb. 41b). Bei den relativen Trockengewichten zeigt sich oberhalb von 500 mg LAS/l im Vergleich zur Kontrolle eine Zunahme. Dieses Phänomen läßt sich folgendermaßen erklären:

Beim Kontrollansatz und der ersten Konzentration von 100 mg LAS/l wurden die Keimlinge aus dem Endosperm ernährt und hatten relativ viel Wasser aufgenommen, wodurch das hohe Frischgewicht erklärt werden kann. Das Trockengewicht dieser Keimlinge ist geringer als das der ungekeimten Samen bei höherer Belastung, da durch das Wachstum Energie verbraucht wird, die aus dem Stoffabbau des Endosperms gedeckt wird.

Der relative Wassergehalt der *Brassica rapa*-Keimlinge bzw. -Samen ist ebenfalls in Abbildung 49 dargestellt. Der Wassergehalt bezogen auf die Kontrolle nimmt erwartungsgemäß parallel zum relativen Frischgewicht ab.

3.5.6 Zeitparallele Keimungsversuche unter TPBS- und LAS-Einfluß

Da die Keimungsversuchsserien mit TPBS- (Anhang V, 29) und LAS-Belastung (Anhang VI, 29) zeitlich versetzt durchgeführt worden sind, sollte exemplarisch an *Brassica rapa* ein Versuch zeitgleich unter standardisierten Bedingungen im Brutschrank durchgeführt werden, um zum einen witterungsbedingte Einflüsse (Gewächshausbedingungen) und zum anderen eine endogene Rhythmik der Keimfähigkeit auszuschließen. Die Abb. 50 zeigt, daß beide Tenside auf die Keimungsrate von *Brassica rapa* einen nahezu identischen Einfluß ausüben.

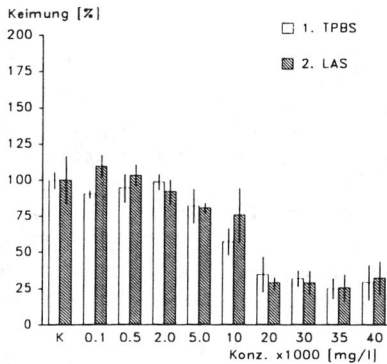


Abb. 50: Keimung von *Brassica rapa* unter TPBS- und LAS-Einfluß im Brutschrank.
(Balken: Standardabweichung)

3.6 Feinstrukturveränderungen in Abhängigkeit von TPBS

Bei den TPBS-Hydrokultur-Versuchen an *Amaranthus retroflexus* und *Brassica rapa* sind zusätzlich auch elektronenmikroskopische Untersuchungen von Blättern, Stengeln und Wurzeln durchgeführt worden. In der folgenden Beschreibung wird jeweils die Kontrollgruppe mit den zwei höchsten Belastungsgruppen (15 mg TPBS/l, 20 mg TPBS/l) verglichen. Da innerhalb einer Belastungsgruppe keine grundlegenden Feinstrukturunterschiede zwischen Blättern, Sproß und Wurzeln zu beobachten waren, werden diese im wesentlichen anhand der Blattuntersuchungen beschrieben.

3.6.1 *Amaranthus retroflexus*

Kontrolle:

In der unbelasteten Kontrollgruppe zeigt sich für *Amaranthus retroflexus* ein auffälliges Phänomen der Anreicherung von Chloroplasten in der Leitbündelscheide. Sie sind zum Leitbündel konzentriert. Die Chloroplasten sind reich an Stärkekörnern. Bei den kleineren Mitochondrien ist die Doppelmembran sehr gut sichtbar. Die innere Membran ist taschenförmig zu Cristae ausgestülpt, wobei die Mitochondrien hypertrophiert erscheinen. Für die spätere Beurteilung der Tensidwirkung ist von Bedeutung, daß das Plasmalemma nicht immer an der Zellwand anliegt.

15 mg TPBS/l:

Bei der mit 15 mg TPBS/l belasteten Gruppe weist das Plasma vesikuläre Strukturen auf (Abb. 51). Im Bereich des Schwammparenchyms ist zu beobachten, daß sich das Plasmalemma von der Zellwand ablöst. Dies ist ein Hinweis für einsetzende Plasmolyse. Die Ablösung des Plasmalemmas von der Zellwand ist nicht bei allen Zellen zu sehen (Abb. 52). Dennoch ist diese Erscheinung im Vergleich zu den Blättern der Kontrollpflanzen stärker ausgeprägt und tritt häufiger auf.

Der Tonoplast bildet sackartige Abschnürungen (Abb. 53). Die Mitochondrien weisen ebenso wie die der Kontrollgruppe besonders im Leitbündelscheiden-Bereich aufgetriebene Cristae auf. In den Leitbündeln sind die Mitochondrien nicht stark geschwollen. Auch im Palisadenparenchym sind die Mitochondrien z.T. geschwollen.

Das endoplasmatische Retikulum ist selten geschwollen. In der Regel weisen endoplasmatisches Retikulum und Chloroplasten normale Strukturen auf.

20 mg TPBS/l:

Es sind bei den mit 20 mg TPBS/l belasteten Pflanzen dieselben Phänomene wie bei der geringer belasteten Gruppe zu beobachten, jedoch hat sich die Ausprägung der Tonoplastenabschnürung etwas verstärkt (Abb. 54, 55). Bei den Abbildungen sind Zellen des Palisadenparenchym-Bereiches dargestellt.

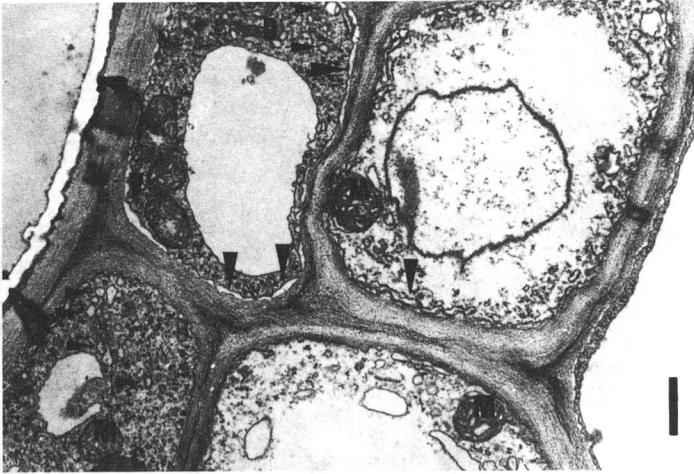


Abb. 51: Blattstengel von *Amaranthus retroflexus* bei 15 mg TPBS/l: Vesikuläre Strukturen und Plasmalemmaablösungen (siehe Pfeile). (D: Dictyosomen, M: Mitochondrien, C: Chloroplasten) (Balken = 0.5 μm)

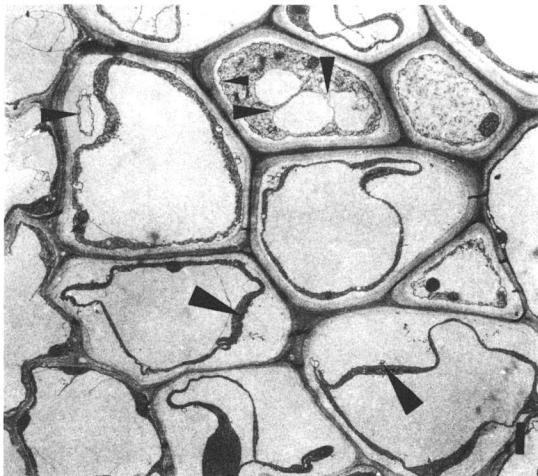


Abb. 52: Blatt von *Amaranthus retroflexus* bei 15 mg TPBS/l: Überblick. Der Tonoplast zeigt Abschnürungen (kl. Pfeile). Die meisten Zellen zeigen Plasmalemmaablösungen (gr. Pfeile). (Balken = 1.0 μm)

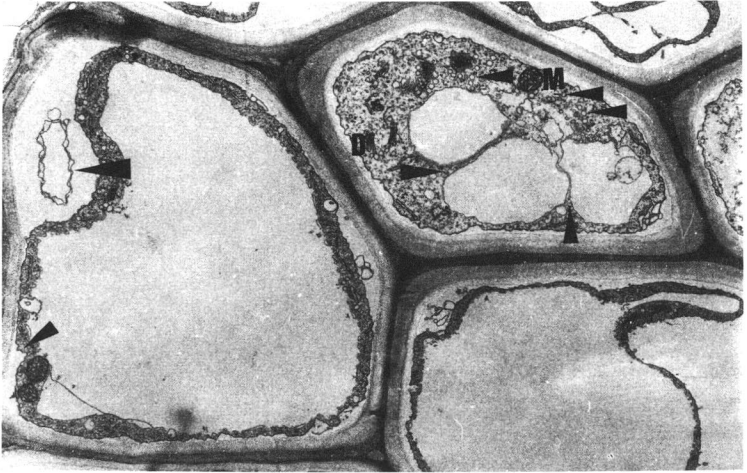


Abb. 53: Blatt von *Amaranthus retroflexus* bei 15 mg TPBS/l: Detail. Abschnürungen des Tonoplasten und vesikuläres Plasma (kl. Pfeile) sowie Plasmalemmaablösung (gr. Pfeil). (D: Dictyosomen, M: Mitochondrien) (Balken = 1.0 μ m)

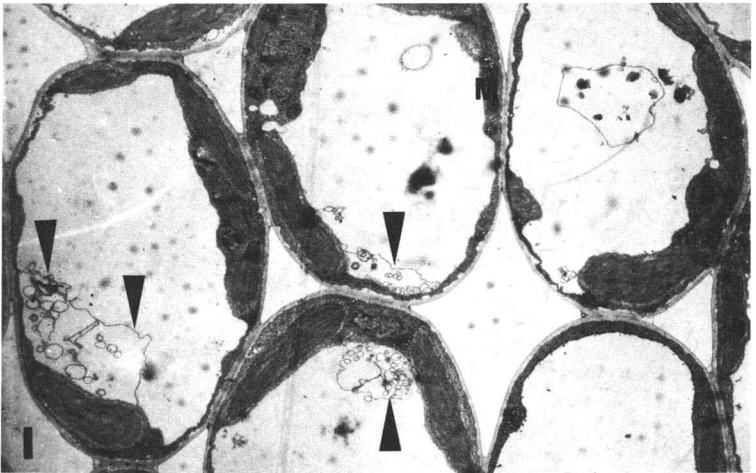


Abb. 54: Blatt von *Amaranthus retroflexus* bei 20 mg TPBS/l: Tonoplastenabschnürungen (Pfeile). (M: Mitochondrien, C: Chloroplasten) (Balken = 1.0 μ m)

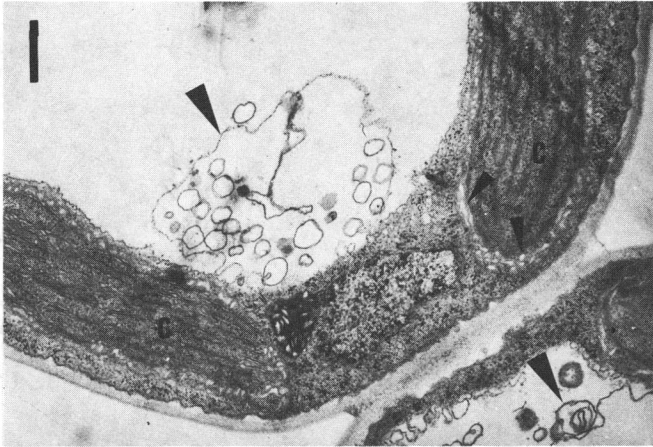


Abb. 55: Blatt von *Amaranthus retroflexus* bei 20 mg TPBS/l: Tonoplastenabschnürungen und blasige Strukturen an der Chloroplasten-Doppelmembran (siehe Pfeile). (C: Chloroplasten) (Balken = 0.5 μm)



Abb. 56: Blatt von *Amaranthus retroflexus* bei 20 mg TPBS/l: Chloroplast mit blasiger Struktur an der Doppelmembran (Pfeile). (Balken = 0.25 μm)

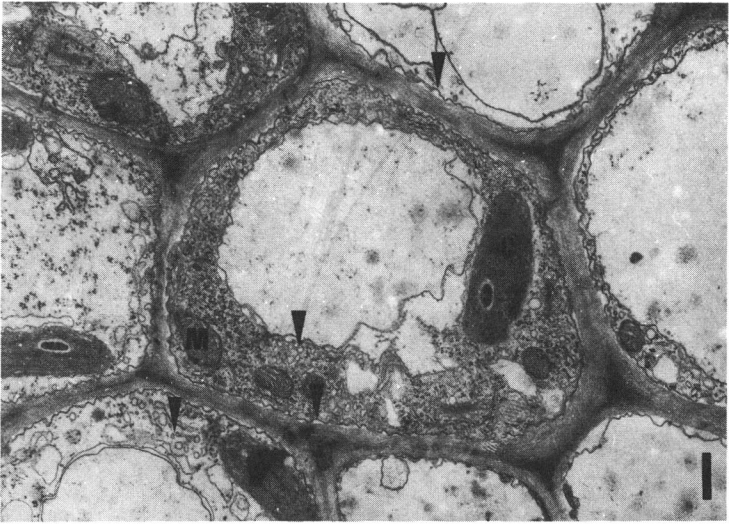


Abb. 57: Blatt von *Brassica rapa* bei 15 mg TPBS/l: Vesikuläres Plasma. Abschnürungen des Tonoplasten und Ablösungen des Plasmalemmas (Pfeile). (M: Mitochondrien, C: Chloroplasten) (Balken = 0.5 μ m)

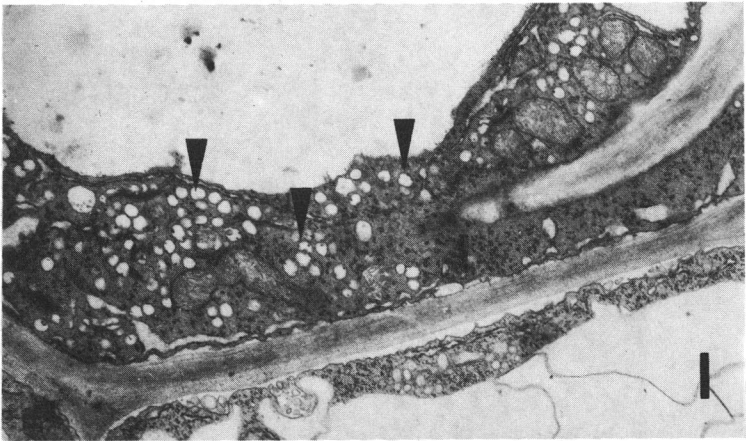


Abb. 58: Blattstiel von *Brassica rapa* bei 15 mg TPBS/l: Vesikuläres Plasma (Pfeile). (Balken = 0.5 μ m)

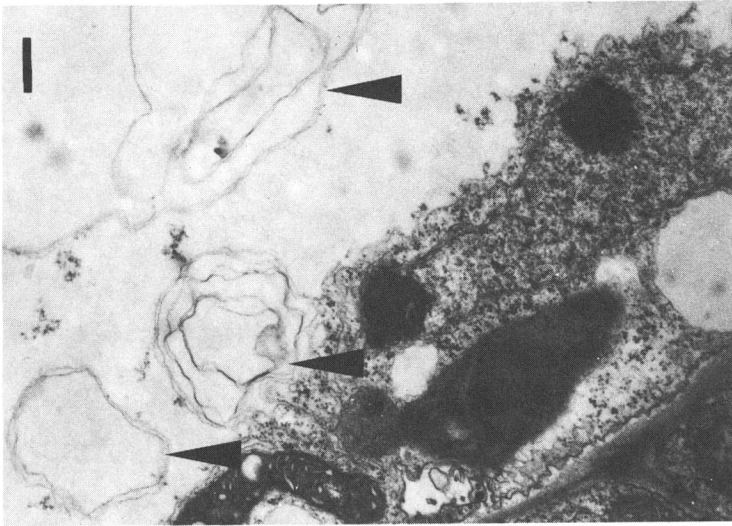


Abb. 59: Blatt von *Brassica rapa* bei 15 mg TPBS/l: Abschnürungen des Tonoplasten (Pfeile). (Balken = 0.5 μ m)

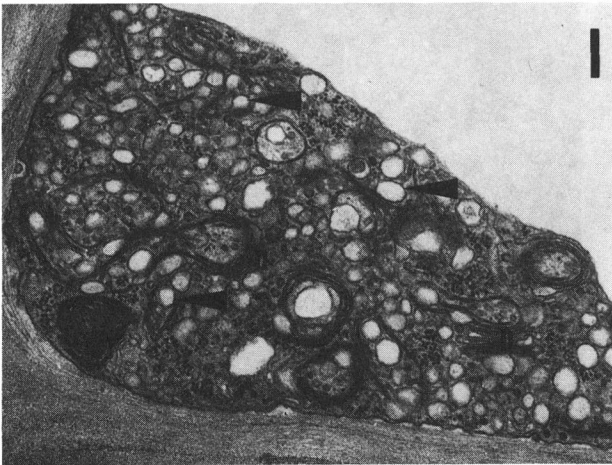


Abb. 60: Blattstengel von *Brassica rapa* bei 20 mg TPBS/l: Vesikuläres Plasma, vermehrtes Vorkommen von Dictyosomen (D). (Balken = 0.25 μ m)

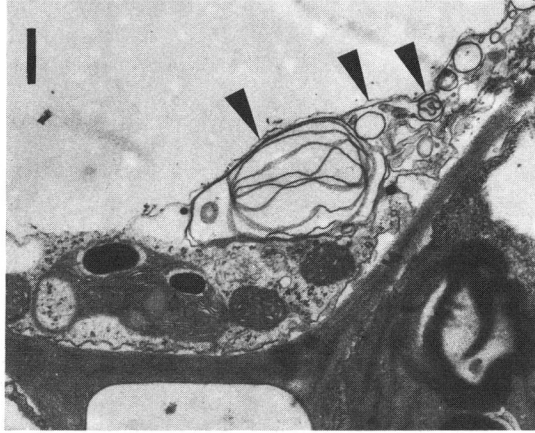


Abb. 61: Blatt von *Brassica rapa* bei 20 mg TPBS/l: Abschnürungen des Tonoplasten (Pfeile). (Balken = 0.5 μ m)

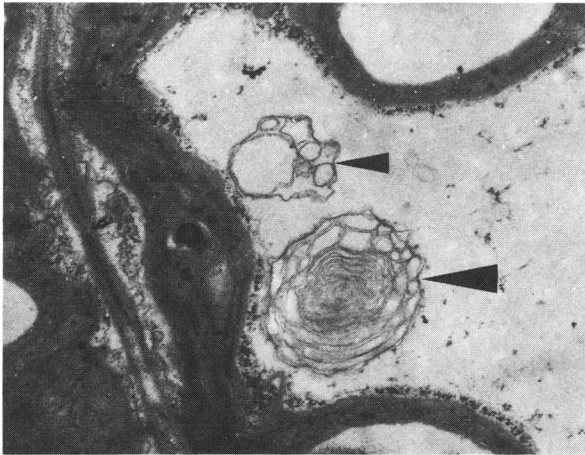


Abb. 62: Blatt von *Brassica rapa* bei 20 mg TPBS/l: Starke Abschnürungen des Tonoplasten zu einer Myelin-Figur (Pfeil). (Balken = 0.5 μ m)

Abschließend läßt sich feststellen, daß unter TPBS-Einfluß die Strukturveränderungen nicht in allen Zellen aufgetreten sind und auch eine Plasmalemmaablösung in der Kontrolle zu beobachten ist. Dennoch sind unter zunehmender Tensidbelastung verstärkte Strukturveränderungen festzustellen. Ein Auftreten blasiger Strukturen ist auch an den Chloroplastenmembranen zu beobachten (Abb. 56).

3.6.2 *Brassica rapa*

Für die Belastungsgruppen von *Brassica rapa* werden die Aberrationen wie folgt beschrieben:

15 mg TPBS/l:

Im Vergleich zur Kontrolle weist das Plasma bei den mit 15 mg TPBS/l belasteten *Brassica rapa*-Pflanzen vesikuläre Strukturen auf (Abb. 57, 59). Noch deutlicher zeigen sich diese morphologischen Veränderungen im Blatt-Stengel-Bereich (Abb. 58).

Der Tonoplast weist Abschnürungen auf (Abb. 59). Die Tonoplastenaufwölbungen treten zwar auch bei der Kontrollgruppe auf, sind dort aber sehr viel seltener zu beobachten. Das Plasmalemma ist nur in geringem Maße von den Zellwänden abgelöst. Mitochondrien, Chloroplasten und endoplasmatisches Retikulum weisen normale Strukturen auf.

20 mg TPBS/l:

Bei der mit 20 mg TPBS/l belasteten Gruppe ist das vesikuläre Plasma stark ausgeprägt (Abb. 61). Dieses Phänomen wird auch durch ein Bild aus dem Blatt-Stengel-Bereich dokumentiert (Abb. 60). Die Abschnürungen (Myelin-Figuren) des Tonoplasten sind in verstärktem Maße zu beobachten (Abb. 62).

Für *Brassica rapa* ist bei der hohen Belastungsstufe Bakterienbefall in den Wurzeln, speziell im Xylem der Leitbündel, zu beobachten.

3.7 Blatttranspiration in Abhängigkeit von TPBS

3.7.1 *Amaranthus retroflexus*

An *Amaranthus retroflexus* wurden nach einer sechswöchigen Exposition in TPBS-kontaminierter Hydrokultur Transpirationsmessungen durchgeführt. Es sollte geprüft werden, ob sich die Transpirationsleistung bei steigender TPBS-Beeinflussung verändert. Die Abbildung 63 zeigt die Transpiration des jeweils siebenten Blattes der unterschiedlich belasteten Pflanzengruppen im Verlauf eines Tages (Anhang VII, 1). Die Ordinate gibt die Zeit an, die die Pflanzengruppen benötigen, um in der Meßkammer die relative Luftfeuchte um 5 % zu erhöhen. Aus der Graphik ist ersichtlich, daß über den gesamten Tagesgang die Kontrollgruppe mehr Zeit benötigt, um die gewünschte relative Feuchte zu erreichen, d.h., die Transpirationsleistung (Transpiration pro Zeiteinheit) der Kontrollpflanzen ist geringer als die der belasteten Pflanzen. Die Transpirationskurven der unterschiedlich belasteten Pflanzen im Tagesgang unterscheiden sich nicht deutlich voneinander. Bei Prüfung zur Mittagszeit (12.35 Uhr und 13.30 Uhr) erweist sich bei Anwendung des WELCH-Testes (einseitige Anwendung, $\alpha/2 = 0.01$) die Transpirationsleistung der belasteten Pflanzen gegenüber den Kontrollpflanzen als hoch signifikant erhöht.

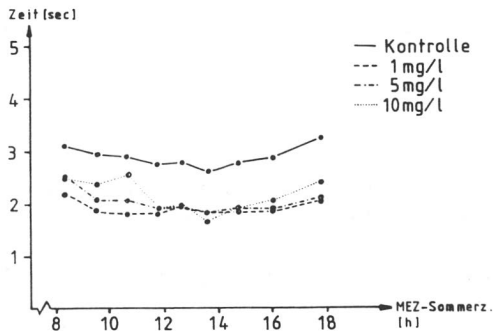


Abb. 63: Transpiration von *Amaranthus retroflexus* im Tagesverlauf unter TPBS-Einfluß in Hydrokultur (Zeitdauer einer 5 %igen relativen Luftfeuchtezunahme in der Meßkammer).

Es läßt sich feststellen, daß die Erhöhung der Transpiration der belasteten Pflanzen im Vergleich zur Kontrolle unabhängig von der eingesetzten Chemikalienkonzentration und Tageszeit ist. Die Funktionsweise der Stomata der Kontrollpflanzen und der der belasteten Pflanzen ist gleich, aber es liegt ein anderes Transpirationsniveau vor.

3.8 Stomata-Dichte in Abhängigkeit von TPBS

3.8.1 *Amaranthus retroflexus*

Von *Amaranthus retroflexus* sind dieselben Blätter, an denen die Transpiration gemessen wurde, auch für begleitende lichtmikroskopische Arbeiten herangezogen worden. Es wurden von demselben Blattabschnitt auch die Stomata-Dichten ermittelt. Die Anzahl der Stomata pro Quadratmillimeter bei unbelasteten Pflanzen sowie bei TPBS-belasteten Pflanzengruppen ist der Tabelle 22 zu entnehmen. Es ist ersichtlich, daß die Stomata-Dichte bei den belasteten Pflanzengruppen höher liegt als bei der Kontrollgruppe. Für die Kontrollpflanzen beträgt die Anzahl pro Quadratmillimeter am 7. Blatt im Mittel rund 130, für die Pflanzen, die mit 1 und 5 mg TPBS/l belastet waren, beträgt sie etwa 170 und für die mit 10 mg/l belasteten Pflanzen 250 Stomata/mm². Ein hoch signifikanter Unterschied wird bei Anwendung des WELCH-Testes (einseitige Anwendung, $\alpha/2 = 0.01$) für alle belasteten Pflanzengruppen gegenüber der Kontrollserie ausgewiesen.

Tab. 22: Stomata-Dichte pro Blattfläche am 7. Blatt bei *Amaranthus retroflexus* unter TPBS-Einfluß (Alter 42 Tage, Hydrokultur) (n=48 pro Belastungsstufe).

TPBS (mg/l)	Stomata-Dichte (mm ⁻²) Mittelw. ± Stabw.
Kontrolle	134.2 ± 22.0
1.0	170.3 ± 73.5
5.0	165.2 ± 46.9
10.0	250.0 ± 66.6

Tab. 23: Blattfläche des 7. Blattes bei *Amaranthus retroflexus* unter TPBS-Einfluß (Alter 42 Tage, Hydrokultur) (n=4 pro Belastungsstufe).

TPBS (mg/l)	Blattfläche (cm ²) Mittelw. ± Stabw.
Kontrolle	26.55 ± 9.15
1.0	31.26 ± 6.38
5.0	18.00 ± 10.19
10.0	19.22 ± 7.39

Der Tabelle 23 sind die jeweiligen Blattflächen der untersuchten Blätter zu entnehmen. Die Blattflächen der mit 1 mg TPBS/l belasteten Pflanzen erweisen sich im Mittel etwas größer als die der Kontrollpflanzen. Bei den anderen zwei Belastungsstufen sind die Blattflächen geringer als bei der Kontrollgruppe. Es sind die Blattflächen der siebenten Blätter aus den jeweiligen Untersuchungsgruppen gemessen worden, um nicht nur die Anzahl der Stomata pro Quadratmillimeter, sondern auch die jeweilige Stomataanzahl pro Blatt zu ermitteln. Der Tabelle 24 ist die Stomataanzahl pro Blatt zu entnehmen.

Tab. 24: Stomata-Anzahl pro Blatt (7. Blatt) bei *Amaranthus retroflexus* unter TPBS-Einfluß (Alter 42 Tage, Hydrokultur) (n=4 pro Belastungsstufe).

TPBS (mg/l)	Stomata-Anzahl pro Blatt Mittelw. ± Stabw.
Kontrolle	4491000 ± 1823000
1 mg/l	4878000 ± 4188000
5 mg/l	4106000 ± 2646000
10 mg/l	5848000 ± 2364000

Trotz zahlreicher Rechenschritte und Rundungen kann man für die Pflanzen der verschiedenen Belastungsgruppen feststellen, daß die Stomata-Anzahl je Blatt in etwa gleich ist. D.h. unabhängig

von der Blattgröße ist die Anzahl der Stomata-Anlagen konstant. Mit Zunahme der Blattflächen durch Wachstumsprozesse wird die Entfernung zwischen den Stomata größer und damit sinkt die Stomata-Dichte je Blattfläche ab.

Tab. 25: Transpirationsleistung pro Stoma bei *Amaranthus retroflexus* am 7. Blatt unter TPBS-Einfluß (Alter 42 Tage, Hydrokultur) (Transpirationsdauer pro Stoma für einen Anstieg der r.LF. um 5 %) (Tagesgang) (MEZ-Sommerzeit). (Mittelw.: Mittelwert, Stabw.: Standardabweichung, Varkoeff.: Variationskoeffizient = $\text{Stabw.} \cdot \text{Mittelw.}^{-1} \cdot 100$)

Zeit	Transpirationsdauer (s/Stoma)			
	Kontrolle	TPBS (mg/l)		
		1.0	5.0	10.0
8:15	0.041	0.022	0.028	0.018
9:30	0.039	0.020	0.023	0.017
10:35	0.036	0.019	0.022	0.018
11:40	0.037	0.019	0.021	0.014
12:35	0.037	0.020	0.020	0.014
13:30	0.035	0.019	0.019	0.012
14:40	0.037	0.019	0.021	0.014
16:00	0.039	0.019	0.021	0.015
17:45	0.044	0.022	0.023	0.017
Mittelw.	0.0385	0.0198	0.0224	0.0154
Stabw.	0.0027	0.0013	0.0025	0.0021
Varkoeff. (%)	7.1	6.4	11.2	13.7

Aus den bisher dargestellten Ergebnissen läßt sich zunächst ableiten, daß die stärkere Transpiration je Blattfläche bei den belasteten Pflanzen auf die höhere Anzahl der Stomata pro Quadratmillimeter (und damit auch pro Fläche der Meßkammer) zurückgeführt werden kann. Errechnet man jedoch die Transpirationszeit pro Stoma, die zur Steigerung der relativen Luftfeuchte von 5 % notwendig ist (Tab. 25), so wird ersichtlich, daß auch die Transpiration pro Stoma bei den belasteten Pflanzen stärker ist. Die Transpiration ist im Vergleich zu den Kontrollpflanzen um das 2- bis 2.5-fache erhöht. Zwischen den einzelnen Belastungsgruppen gibt es zwar gewisse Unterschiede, die aber unter den vorliegenden Versuchsbedingungen als nicht gravierend angesehen werden.

4. Diskussion

4.1 Vergleich der 14-Tage-Phytotoxizitätstests von TPBS, LAS und Atrazin in Erdkultur

4.1.1 Empfindlichkeitseinstufung der Arten

Bei der im Rahmen der Chemikaliengesetzgebung geforderten Bewertung von Stoffwirkungen auf höhere Pflanzen stellt sich die Frage, wieweit sich die Prüfergebnisse von Chemikalientests, die an zwei Kulturpflanzen durchgeführt werden, auch auf Wildpflanzenarten übertragen lassen. Die Beantwortung dieser Frage wird anhand von Konzentrations-Wirkungsbeziehungen und Betrachtungen der EC-50-Werte vorgenommen. Der Vermutung eines gewissen Reaktionsunterschiedes zwischen Kultur- und Wildpflanzen gegenüber Chemikalien liegt der Gedanke zugrunde, daß Kulturpflanzen aufgrund ihrer Kultivierung, Züchtung und Sortenwahl über ein homogeneres genetisches Material verfügen als Wildpflanzen.

Den ermittelten Konzentrations-Wirkungsbeziehungen der getesteten Arten (Abb. 2 - 6, 8, 10, 13, 16 - 22, 24 - 28) ist zu entnehmen, daß im pflanzlichen Reaktionsverhalten bezogen auf die Netto-Produktion (Biomassenentwicklung) gegenüber den drei untersuchten Testsubstanzen keine prinzipiellen, sondern nur graduelle Unterschiede bestehen. Es liegt ein artspezifisch unterschiedliches Empfindlichkeitsverhalten vor, das jedoch keine prinzipielle Unterscheidung zwischen Kultur- und Wildpflanzen in Bezug auf die hier untersuchte Phytotoxizität rechtfertigt.

Unter Berücksichtigung aller Versuchsserien scheint sich die Annahme eines homogeneren genetischen Materials für die Kulturpflanze *Brassica rapa* in einer geringeren Streubreite der Frischgewichtswerte gegenüber den Wildpflanzen zu bestätigen. Diese geringere Streubreite in der Frischgewichtsbildung wird auch für andere Kulturpflanzen ausgewiesen (PESTEMER & AUSPURG 1986). Aus Gründen der genetischen Heterogenität, schwierigen experimentellen Handhabung und Beschaffung werden Wildpflanzen für Biotests zur Erfassung der Herbizidwirkung in der Regel nicht verwendet (HURLE & KEMMER 1983).

Unabhängig von der Nutzungsform der Arten ist zu fragen, wie groß die artspezifischen Unterschiede unter dem Einfluß von Testchemikalien sind.

Ausgehend von den mittels Probit-Analyse errechneten EC-50-Werten (Tab. 3, 5) zeigt sich für das Tensid TPBS, daß *Galinsoga parviflora* mit 14 mg/kg Boden am empfindlichsten reagiert, gefolgt von *Nigella arvensis* mit 70 mg/kg Boden (Serie A). Der höchste EC-50-Wert wurde mit 163 mg/kg Boden (Serie A) für *Malva pusilla* nachgewiesen. Daraus folgt, daß *Galinsoga parviflora* um mehr als das 12-fache und *Nigella arvensis* um mehr als das 2.3-fache empfindlicher ist als *Malva pusilla*.

Im 25-Stoffprogramm (UBA 1985) sind innerhalb eines Ringversuches für TPBS an *Avena sativa* 96 mg/kg und an *Brassica rapa* 178 mg/kg als EC-50-Werte ermittelt worden.

Bei Einwirkung des Tensids LAS (Tab. 6) ist *Galinsoga parviflora* wiederum mit einer EC-50 von 90 mg/kg Boden die empfindlichste Art, demgegenüber erweist sich *Malva pusilla* mit 204 mg/kg als unempfindlichste Testspecies. Damit ist der EC-50-Wert der unempfindlichsten Art mehr als das 2.3-fache höher als der der empfindlichsten Art.

Für einen weiteren an LAS untersuchten Parameter finden sich in der Literatur folgende Angaben: SCHWEIGER et al. (1983) stellen eine Beeinträchtigung der passiven Permeabilität (Schwellenwert) bei *Vicia faba* zwischen 7 und 14 mg LAS/l und bei *Beta vulgaris* bei >35 mg LAS/l fest.

Für die dritte getestete Chemikalie, dem Herbizid Atrazin, liegen die Empfindlichkeitsspannen der Arten (Tab. 7) zwischen 0.026 mg/kg Boden für *Galinsoga parviflora* und 0.077 mg/kg Boden für *Amaranthus retroflexus*. Für Atrazin beträgt der Faktor zwischen der empfindlichsten und unempfindlichsten Art 2.9. Obwohl das Herbizid Atrazin in einem ganz anderen Konzentrationsbereich als das Tensid LAS wirksam ist, läßt sich auch hier das artabhängige Empfindlichkeitspektrum zwischen den getesteten Arten mit einem ähnlichen Faktor beschreiben.

Im 25-Stoffprogramm (UBA 1985) sind von den verschiedenen Teilnehmern am Ringversuch für Atrazin an *Avena sativa* 0.001, 0.36 und 0.7 mg/kg und an *Brassica rapa* 0.34 mg/kg als EC-50-Werte ermittelt worden. PESTEMER & GÜNTHER (1988) ermitteln für dieselbe Chemikalie an *Brassica rapa* eine EC-50 von 0.045 mg Atrazin/kg Boden, die das eigene Ergebnis für diese Art bestätigt.

Für eine Atrazin-Resistenz bei *Amaranthus retroflexus*, *Chenopodium album* und *Solanum nigrum*, wie sie in der Literatur beschrieben wird (siehe Kap. 1.2.1), gibt es aufgrund der hier ermittelten EC-50-Werte und der Konzentrations-Wirkungsbeziehungen bezogen auf die Biomasse keine Hinweise.

Des weiteren läßt sich feststellen, daß die an einer Testsubstanz aufgestellte Empfindlichkeitsreihung innerhalb des untersuchten Artenspektrums nicht auf andere Testsubstanzen übertragen werden kann (Abb. 3 - 6), wenn sich auch einige Arten wiederholt als besonders empfindlich und andere als weniger empfindlich herausstellen. Dieser Zusammenhang läßt sich möglicherweise über die Beziehung von EC-50-Werten und Tausendkorngewichten erklären. Bei einer Korrelationsanalyse beider Größen ergeben sich folgende Korrelationskoeffizienten, die für die Tenside einen relativ großen Zusammenhang widerspiegeln: TPBS: $r = 0.94$, $N = 7$; LAS: $r = 0.68$, $N = 7$; Atrazin: $r = 0.05$, $N = 5$).

Es läßt sich für die drei Testchemikalien die in Tabelle 26 dargestellte Species-Reihung mit zunehmender Empfindlichkeit ermitteln.

Tab. 26: Reihung der Arten nach ihrer Empfindlichkeit bei verschiedenen Chemikalien (nach EC-50-Werten in steigender Empfindlichkeit sortiert).

TPBS	LAS	Atrazin
1. <i>Malva pusilla</i>	<i>Malva pusilla</i>	<i>Amaranthus retroflexus</i>
2. <i>Brassica rapa</i>	<i>Solanum nigrum</i>	<i>Solanum nigrum</i>
3. <i>Solanum nigrum</i>	<i>Chenopodium album</i>	<i>Brassica rapa</i>
4. <i>Amaranthus retroflexus</i>	<i>Amaranthus retroflexus</i>	<i>Chenopodium album</i>
5. <i>Chenopodium album</i>	<i>Brassica rapa</i>	<i>Galinsoga parviflora</i>
6. <i>Nigella arvensis</i>	<i>Nigella arvensis</i>	
7. <i>Galinsoga parviflora</i>	<i>Galinsoga parviflora</i>	

Eine prognostizierende Empfindlichkeitsabstufung der Arten für andere Testsubstanzen ist a priori nicht möglich. Diese Schlußfolgerung wird tendenziell durch die Ergebnisse des 25-Stoff-Programms (KORTE & FREITAG 1984, KÖRDEL et al. 1984) bestätigt, in dem *Avena sativa* und *Brassica rapa* als Testpflanzen

verwendet wurden. Gegenüber den verschiedenen Prüfsubstanzen erweist sich einmal die Stoppelrübe *Brassica rapa* (69 % der untersuchten Fälle) und einmal der Hafer *Avena sativa* (31 % der Fälle) als die empfindlichere Art (UBA 1985).

Anhand der Ergebnisse eines Ringtestes (OECD Chemical Testing Programme UPEC 46) zwischen sechs Laboratorien (A-F) (RIEPERT 1984 nach Price) lassen sich anhand der EC-50-Werte große Empfindlichkeitsunterschiede zwischen fünfzehn Kulturpflanzenarten gegenüber der Testchemikalie TCA (Trichloressigsäure) ermitteln.

Aus der Tabelle 27 ist ersichtlich, daß der niedrigste Wert bei 0.9 mg/kg für Weizen und der höchste Wert bei 550 mg/kg für Alfalfa liegt. Zwischen den Kulturpflanzenarten treten erhebliche Unterschiede in der Empfindlichkeit auf, so daß, wie auch RIEPERT (1984) anmerkt, nicht von einer Art auf andere geschlossen werden kann. Im Vergleich dazu erscheinen die Empfindlichkeitsunterschiede zwischen den in dieser Arbeit untersuchten Arten als gering. Außerdem liegt das Empfindlichkeitsspektrum der untersuchten Wildpflanzen etwa in dem von RIEPERT (1984) dargestellten Bereich für Kulturpflanzen.

Tab. 27: EC-50-Werte von 15 Pflanzenarten unter TCA-Einfluß (mg/kg Boden) (Ergebnisse eines Ringtests zwischen 6 Laboratorien, nach RIEPERT 1984, vereinfacht).

Art	Testlabor					
	A	B	C	D	E	F
Reis						25
Hafer	7		2.8	10		
Weizen		0.9				3.6
Hirse		2	1.3		3	
Weißer Senf		22			92	
Raps						>100
Stoppelrübe	56			140		
Chinakohl			>100	240		
Alfalfa		7.5		550		
Mungo-Bohne	25					30
Soyabohne	>100	70	25		>100	
Zwiebel						33
Tomate		32				
Gurke			7.5			58
Sonnenblume		45				

Dabei ist aber zu berücksichtigen, daß im Unterschied zum oben genannten Ringtest durch die Verwendung gleicher Versuchsbedingungen (gleiche Bodencharge, große Anzahl von Testkonzentrationen, stets rechnerische Ermittlung der EC-Werte, gleicher Experimentator) eine hohe Reproduzierbarkeit erreicht wurde. Dagegen wurden bei ein und derselben Art sowie Chemikalie von verschiedenen Laboratorien relativ stark abweichende Ergebnisse ermittelt (Tab. 27). Die Empfindlichkeitsunterschiede zwischen den Kulturpflanzen werden dadurch mit Sicherheit überschätzt.

Wenn die EC-50 nur anhand von drei (OECD 1984) bzw. vier verschiedenen Stoff-Konzentrationen (Deutscher Verfahrensvorschlag siehe BBA 1984) ermittelt wird, die zudem in logarithmischen Schritten eingesetzt werden, lassen sich gesicherte Empfindlichkeitsunterschiede zwischen den einzelnen Arten kaum ermitteln. Aber auch bei einer größeren Anzahl von eingesetzten Konzentrationen, wie es in der vorliegenden Arbeit der Fall war, zeigt sich, daß die Pflanzenarten in einem sehr engen Konzentrationsbereich mit einer Wachstumsdepression reagieren. Z.B. sind die Kurvenverläufe (Abb. 2 - 6, 8, 10, 13, 16 - 22) bei TPBS und LAS in diesem Bereich sehr steil, wodurch sich die EC-50-Werte der verschiedenen Arten kaum deutlich unterscheiden, zumal wenn auch die jeweiligen Vertrauensbereiche mitberücksichtigt werden.

Ein artspezifischer, gradueller Unterschied im Reaktionsverhalten gegenüber einer Testchemikalie ist vielmehr in den niedrigen Konzentrationsbereichen bis zum Einsetzen der Wachstumshemmung ausgeprägt. Exemplarisch werden hierfür die Frischgewichtsentwicklungen von *Nigella arvensis* und *Amaranthus retroflexus* unter TPBS-Einfluß herangezogen (Abb. 13, 8), bei denen zwei grundlegend verschiedene Reaktionsmuster deutlich werden. Die EC-50-Werte dieser zwei Arten (*Nigella*: 132 bzw. 69 mg/kg Boden; *Amaranthus*: 83 mg/kg Boden) sind relativ gering verschieden (Tab. 3, 5, siehe auch Vertrauensgrenzen). Dennoch zeigt *Amaranthus retroflexus* bei den niedrigeren TPBS-Konzentrationen bis 65 mg/kg Boden eine deutliche Wachstumsförderung, während *Nigella arvensis* schon bei niedrigeren Konzentrationen mit einer Wachstumsdepression reagiert.

Für *Galinsoga parviflora*, die sich innerhalb des untersuchten Artenspektrums bei allen drei Testsubstanzen (Abb. 5, 19, 27) als die empfindlichste Art erweist, zeigen sich große Unterschiede bei den Standardabweichungen der Biomassen für die verschiedenen Konzentrationen. Daraus läßt sich ableiten, daß sich die Pflanzen in

ihrer Reaktion innerhalb einer Belastungsstufe relativ stark individuell unterscheiden. Möglicherweise ist das ein Hinweis auf eine relativ große genetische Heterogenität.

Des weiteren läßt sich bei den empfindlicheren Arten wie *Galinsoga parviflora* und *Nigella arvensis* mit steigender Konzentration verstärkt ein Eingehen der Pflanzen oder ein Nichtauflaufen beobachten, so daß die Biomassen-Mittelwerte je Topf bei den höchsten Konzentrationen nur noch durch wenige Individuen repräsentiert werden.

Allgemein läßt sich für alle Arten feststellen, daß die Standardabweichungen der Frischgewichte bei hohen Belastungen abnehmen, da innerhalb dieser Konzentrationsstufen nur vergleichsweise wuchsstarke Individuen überleben.

Betrachtet man die Stellung der beiden durch die "Rote Liste" als stark gefährdet eingestuften Ackerwildkräuter, so erweist sich *Malva pusilla* (TPBS: Abb. 10, Tab. 5; LAS: Abb. 20, Tab. 6) sowohl aufgrund der Konzentrations-Wirkungsbeziehung, bezogen auf die Biomasse, als auch aufgrund der ermittelten EC-50 bei TPBS und LAS im Rahmen dieser Untersuchungen als unempfindliche Art. Dagegen ist das ebenfalls gefährdete Ackerwildkraut *Nigella arvensis* mit den ermittelten EC-50-Werten (TPBS: Abb. 13, Tab. 5; LAS: Abb. 21, Tab. 6) zunächst als nicht übermäßig empfindlich einzustufen. Aufgrund des Verlaufes der Konzentrations-Wirkungsbeziehung mit der rasch einsetzenden Wachstumsdepression erscheint hingegen diese Art eher als eine chemikalienempfindliche Pflanze. Bestätigt wird dieser Eindruck durch das deutlich geringere Auflaufen von *Nigella arvensis* mit steigender Tensidkonzentration. Auf die eingeschränkte Eignung eines Vergleiches von EC-50-Werten zur Ermittlung der artspezifischen Empfindlichkeiten ist schon oben hingewiesen worden. Anders hingegen verhält es sich beim Chemikalienvergleich im Hinblick auf ihre phytotoxische Wirkung (siehe Kap. 4.1.3).

Abschließend lassen sich unter den gegebenen Versuchsbedingungen für die sieben Arten aus den experimentell ermittelten Konzentrations-Wirkungsbeziehungen modellhaft drei Reaktionsmuster ableiten (Abb. 64). Reaktionsmuster A wird durch *Amaranthus retroflexus* vertreten, Reaktionsmuster B entspricht etwa *Brassica rapa* und *Malva pusilla* und Reaktionsmuster C *Galinsoga parviflora*. Die Unterschiede sind im niedrigen Konzentrationsbereich gegeben, in

dem Vertreter des Reaktionsmusters A mit einer Wachstumsstimulation aufgrund der Chemikalieneinwirkung reagieren, B die Chemikalieneinwirkung über einen gewissen Konzentrationsbereich tolerieren und C sofort phytotoxisch reagieren.

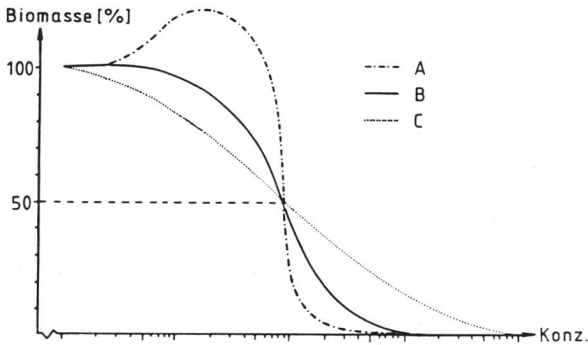


Abb. 64: Modelldarstellung der Biomassenentwicklung von Konzentrations-Wirkungsbeziehungen unter Chemikalieneinfluß.

Für die Prognose einer Pflanzengefährdung durch Chemikalien unter Freilandverhältnissen erweist sich die Grenzkonzentration von Bedeutung, bei der die Chemikalienwirkung auf das Pflanzenwachstum einsetzt. In diesem Zusammenhang merken PESTEMER & AUSPURG (1986) an, daß dem sog. "No Observed Effect Level" (NOEL) mehr Aufmerksamkeit als bisher geschenkt werden sollte. Dabei wird NOEL synonym zum NOEC gebraucht. Man versteht darunter die höchste beobachtete Konzentration ohne Wachstumshemmung im Vergleich zur Kontrolle (vgl. RUDOLPH & BOJE 1986). Wie schon beschrieben, wird aber im Rahmen des Chemikaliengesetzes der geforderte Phytotoxizitätstest nur mit vier Konzentrationen durchgeführt. Nach PESTEMER & GÜNTHER (1989) soll ein solcher Schwellenwert an der Grenze zwischen Nichtwirkung und einsetzender toxischer Wirkung mit Hilfe einer mathematisch ermittelten EC-10, bezogen auf die Wachstumshemmung, bestimmt werden. Diesem mathematischen Verfahren sollen jedoch nicht die Probit-Werte, sondern, wie PESTEMER & GÜNTHER (1989) ausführen, eine logistische Dosis-Wirkungskurve (Experimente wurden von den Autoren mit 10 Konzentrationen durchgeführt) zu-

grunde gelegt werden. Besser ist hier von einer logistischen Konzentrations-Wirkungskurve zu reden, da in den Versuchen keine definierten Dosen verabreicht, sondern die jeweiligen Konzentrationen des Stoffes in das Medium (hier in den Boden) eingebracht wurden. Eine solche EC-10 (Konzentration, bei der 10 % Wachstumshemmung eintritt) wird im Algentest zum Chemikaliengesetz (Stufe 1) ermittelt. Festzuhalten ist aber auch, daß es sich trotz der kurzen Versuchszeit von 72 Stunden bei dem Algentest um eine Untersuchung auf chronische Toxizität handelt, da sich die Wirkung auf mehrere Generationen erstreckt. Im Rahmen des Chemikaliengesetzes werden bisher nur bei Untersuchungen auf längerfristige bzw. chronische Toxizität NOEC-Werte oder Schwellenwerte ermittelt. Dagegen ist die EC-50 ein typisches Maß für die akute Toxizität (WOLF 1983). Dem EC-10-Wert, bezogen auf die Wachstumshemmung von Pflanzen, entspricht in der hier vorliegenden Arbeit der EC-90-Wert, bezogen auf den Parameter Biomasse, da es sich um komplementäre Größen handelt. Die EC-90 ist die Konzentration, bei der im Vergleich zur Kontrolle 90 % der Biomasse produziert wird, d.h. durch Chemikalieneinfluß liegt ein 10 %iger Biomassenverlust vor.

Zwar sind diese Schwellenwerte, bei denen gerade geringe Schäden durch eine Testchemikalie einsetzen, für eine ökotoxikologische Bewertung von großem Interesse. Dennoch ist fraglich, ob sich die so ermittelte theoretische EC-90 für eine Bewertung eignet, wenn sie nur auf der Grundlage eines mathematischen Modells, ohne weiteren experimentellen Aufwand (über den jetzigen Richtlinienentwurf hinaus), ermittelt wird. Bei den niedrigen wie auch bei den hohen Konzentrationsbereichen einer logistischen Konzentrations-Wirkungskurve oder auch einer Probit-Regressionsgeraden sind die ausgewiesenen Vertrauensbereiche besonders groß, da die Schätzungen in diesen extremen Wirkungsbereichen innerhalb ihrer 95 %igen Vertrauensbereiche immer ungenauer werden (WEBER 1980).

Es sollte vielmehr das Augenmerk auf die experimentell ermittelten Ergebnisse gerichtet werden, die eine präzise Konzentrations-Wirkungsbeziehung im Konzentrationsbereich mit geringen Schädigungen wiedergeben. Dann kann sowohl der Konzentrationsbereich, bei dem keine Schädigung (NOEC), eine Förderung (z.B. Gewichtszunahme) sowie eine geringe Schädigung ("Low Observed Effect Concentration" - LOEC) zu beobachten ist, ermittelt werden.

PESTEMER & GÜNTHER (1989) versuchen neben der EC-10-Berechnung aus der logistischen Konzentrations-Wirkungskurve auch einen

sog. "NOEL" bzw. "NOEC" auf der Basis des Probit-Modells statistisch zu ermitteln. Hierzu wird der NOEL von ihnen als die Konzentration definiert, bei der die Grenze einer statistisch signifikanten Hemmung zur Kontrolle liegt. Sie stellen fest, daß dieser so ermittelte Wert kein brauchbares Maß für die Bestimmung der phytotoxischen Wirkung ist, da abhängig von der Varianz der Meßwerte und der Zahl der Wiederholungen dieser sog. "No Observed Effect Level" eine Wachstumshemmung bis zu 30 % (entspricht einer EC-70 bezogen auf die Biomasse) aufweisen kann. Bei diesem mit Hilfe von statistischen Verfahren geschätzten NOEL kann der Vertrauensbereich unmittelbar an den Vertrauensbereich des EC-50-Wertes anschließen (vgl. GÜNTHER 1986). Es ist abschließend festzustellen, daß der NOEC oder NOEL keine theoretische Größe ist, die sich mit statistischen Verfahren schätzen läßt, sondern - wie der Name sagt - experimentell beobachtet werden muß.

Die Probit-Analyse wurde ursprünglich für qualitative Effekte entwickelt (FINNEY 1971). Sie eignet sich aber auch für quantitative Effekte, wenn die Werte einen sigmoiden Verlauf der Konzentrations-Wirkungsbeziehung aufweisen (vgl. WEBER 1980). Der Förderungsbereich wird allerdings von der Probit-Analyse nicht berücksichtigt. Da bekannt ist, daß bei qualitativen Daten die Ungenauigkeit im Bereich sehr starker und schwacher Reaktionen größer wird und sich die Wirkung im allgemeinen nur im Bereich von ca. 20 - 80 % auswerten läßt (Emmens 1962, zitiert von GÜNTHER 1986), liegt das größte Interesse im Rahmen dieser statistischen Untersuchung an der EC-50. Dieser EC-50-Wert zeigt den kleinsten Vertrauensbereich und ist am genauesten zu ermitteln. Die EC-50 eignet sich nicht, um Empfindlichkeitsunterschiede der verschiedenen Species herauszuarbeiten, sie ist aber gut geeignet, um die Phytotoxizität verschiedener Chemikalien, getestet an einer Species, zu ermitteln. Für den Chemikalienvergleich sollte man den statistisch besser abgesicherten EC-50-Wert verwenden. Für die Empfindlichkeitsbeurteilung verschiedener Species sowie für die Abschätzung einer beginnenden Umweltwirksamkeit einer Chemikalie im Freiland ist dagegen der NOEC von Bedeutung. Dieser NOEC-Wert sollte aber, wie schon oben ausgeführt, eine experimentell überprüfte Größe sein.

Abschließend ist festzustellen, daß anhand der vier Konzentrationen, die vom deutschen Richtlinienentwurf zur Ermittlung der Phytotoxizität gefordert werden (1, 10, 100, 1000 mg/kg Boden), eine eingehende Beschreibung der Konzentrations-Wirkungsbeziehung

in der Regel jedoch nicht möglich ist. Auch für die Errechnung einer Regressionsgeraden erweist sich diese Begrenzung auf vier Konzentrationen, z.B. bei Wachstumsstimulation bei 1 und 10 mg/kg Boden oder einem möglichen Totalausfall aller Pflanzen im hohen Konzentrationsbereich, oft als zu gering. Solche Untersuchungen eignen sich nur als Vortests ("Range-Finding-Test").

4.1.2 Wasserhaushalt der Pflanzen unter TPBS-Einfluß

Um den Wasserhaushalt zu untersuchen, sind zwei charakteristische Größen ausgewählt worden. Zum einen ist der Wassergehalt (Gewichtsdifferenz zwischen Frisch- und Trockengewicht in Relation zum Frischgewicht), zum anderen das Sättigungsdefizit untersucht worden. Um den Wassergehalt als Indikator für die Wasserbilanz einer Pflanze zu verwenden, muß er mit dem Sättigungswassergehalt verglichen werden (JANETSCHKE 1982). Das Wassersättigungsdefizit besagt, wieviel Wasser in einem Gewebe bis zur vollen Sättigung fehlt (LARCHER 1980). Die Untersuchungen zum Wasserhaushalt sind an *Amaranthus retroflexus*, *Malva pusilla* und *Nigella arvensis* (Abb. 9, 11, 14) durchgeführt worden. Der aktuelle Wassergehalt erweist sich im Vergleich zum Sättigungsdefizit als die zuverlässigere Prüfgröße. Das Wassersättigungsdefizit ist aus methodischen Gründen mit einem größeren Versuchsfehler behaftet (siehe Kap. 2.3.3). Für *Malva pusilla* und *Nigella arvensis* zeigt sich unter den verwendeten TPBS-Konzentrationen (bis 200 mg/kg Boden) keine Beeinflussung des Wasserhaushaltes.

Eine geringfügige Beeinflussung des Wasserhaushaltes deutet sich jedoch bei *Amaranthus retroflexus* an. Bei der höchsten eingesetzten Konzentration von 200 mg/kg sinkt der Wassergehalt ab, und die komplementäre Größe, das Verhältnis von Trockengewicht zu Frischgewicht, steigt an. Dieser Anstieg des Verhältnisses im Vergleich zum Trockengewicht ergibt sich aufgrund der größeren Frischgewichtsabnahme.

METZNER et al. (1985) berichten von einer Störung des Wasserhaushaltes bei *Raphanus sativus*-Keimblättern, die sieben Tage mit TPBS inkubiert wurden. Ab Konzentrationen von >10 mg/l (Hydrokultur) nimmt das Frischgewicht im stärkeren Maße ab als das Trockengewicht. Bei den vierzehn Tage inkubierten Keimblättern kann diese Tendenz aber nur ansatzweise bestätigt werden. Aus einem erheblich höher dosierten Hydrokulturversuch (59 mg TPBS/l) an Sonnenblumen

schließt LAUTEN (1964) auf eine deutliche Beeinflussung der Wasseraufnahme durch die Wurzeln. Nach Abschneiden der Sonnenblumenstengel zeigt sich im Gegensatz zur Kontrolle ein völliges Austrocknen der Schnittstellen. Er schließt daraus, daß die Wasserversorgung durch die Wurzeln nicht mehr erfolgen kann und erklärt dieses Phänomen mit der Herabsetzung der Oberflächenspannung und der Verminderung der Kohäsion durch den Einfluß des Tensids. Nach LAUTEN (1964) erfolgt durch die Erniedrigung der Kohäsion eine Unterbrechung des Wassertransportes in den Leitgefäßen.

Abschließend ist festzustellen, daß erst bei einer sehr hohen Belastung in Hydrokultur oberhalb von 10 mg/l und in Erdkultur oberhalb von 200 mg/kg für einige Species eine geringe Beeinflussung des Wasserhaushaltes beobachtet werden kann.

4.1.3 Vergleich der Chemikalien im Hinblick auf ihre phytotoxische Wirkung

Im Vergleich der drei Testchemikalien anhand der Phytotoxizitätsergebnisse aller getesteten Pflanzenarten erweist sich Atrazin als besonders phytotoxisch. Für Atrazin werden EC-50-Werte zwischen 0.026 und 0.077 mg Atrazin/kg Boden (Tab. 7) ermittelt. Die EC-50-Werte für die zwei Tenside liegen für die getesteten sieben Species im selben Größenbereich, wenn auch das verzweigt-kettige TPBS in seiner Wirkung etwas phytotoxischer als das LAS ist. Hier liegen die EC-50-Werte für TPBS zwischen 14 und 163 mg/kg Boden (Tab. 3, 5), während für LAS die Spanne der EC-50-Werte 90 bis 204 mg/kg Boden (Tab. 6) umfaßt.

Bei einer differenzierten Betrachtung in Abhängigkeit der einzelnen Testspecies ist ersichtlich, daß bei den zwei Tensiden die Unterschiede zwischen den unempfindlicheren Arten wie *Brassica rapa* und *Malva pusilla* so gering sind, daß sie statistisch nicht nachweisbar sind. Bei den empfindlicher reagierenden Species tritt die etwas höhere Phytotoxizität des verzweigt-kettigen TPBS im zunehmenden Maße hervor. LAUTEN (1964) stellt für Hafer (*Avena sativa*) auch eine höhere Phytotoxizität des verzweigt-kettigen TPBS gegenüber einem weitgehend unverzweigt-kettigen Tensid (Kerylbenzolsulfonat) fest. Eine höhere Phytotoxizität von TPBS im Vergleich zu LAS ist besonders dann zu erwarten, wenn eine längere Expositionszeit gewählt wird, da das TPBS aufgrund des höheren

Verzweigungsgrades seiner Molekülstruktur schwerer abbaubar ist und somit länger pflanzenverfügbar bleibt.

4.2 TPBS-kontaminierte Hydrokultur

Die Phytotoxizitätsversuche, die in Hydrokultur durchgeführt wurden, ermöglichen folgende Aussagen:

1. Durch den Vergleich der in Hydrokultur und in Erdversuchen ermittelten EC-50-Werte kann auf die Pflanzenverfügbarkeit von TPBS im Boden geschlossen werden.

2. Die Chemikalienkontamination der höheren Pflanze in Hydrokultur ermöglicht einen Vergleich mit kontaminierten Pflanzen, die im aquatischen Bereich vorzufinden sind. Außerdem ist eine Beurteilung der Empfindlichkeit bei höheren Pflanzen im Vergleich mit anderen im aquatischen Bereich lebenden Organismengruppen möglich.

3. Die Substanzwirkung auf die Wurzeln kann methodisch in Hydrokultur leichter erfaßt werden als in einer Erdkultur.

4. Die Langzeitwirkung von TPBS nach sechs Wochen kann im Vergleich zur Erdkultur unter standardisierten Bedingungen relativ einfach ermittelt werden.

4.2.1 Pflanzenverfügbarkeit von TPBS

Die Wirkung von TPBS unter Hydrokulturbedingungen wurde an *Amaranthus retroflexus* und *Brassica rapa* jeweils in Doppelversuchen durchgeführt. Die ermittelten Werte zeigen weitestgehend Reproduzierbarkeit auf (Tab. 8, 10, 12, 16). Größere Unterschiede sind für *Brassica rapa* zum Zeitpunkt nach sechs Wochen festzustellen. Hier liegen die EC-50-Werte für Sproß, Knolle und Wurzel deutlich höher als im zweiten Versuch. Da die EC-50-Werte nach vierzehn Tagen zwischen beiden Versuchsansätzen weitgehend übereinstimmen, wird angenommen, daß die Unterschiede zum Bonitierungstermin nach sechs Wochen durch die Auswahl der jeweils weiter kultivierten und möglicherweise schwächeren Pflanzen entstanden

sind. Die im folgenden angegebenen Daten beziehen sich auf den ersten Hydrokulturversuch. Bei Parametern, die aus methodischen Gründen im ersten Hydroversuch nicht erfaßt wurden, wurde der zweite Versuch hinzugezogen.

Im direkten Vergleich der jeweiligen EC-50-Werte aus Hydro- und Erdversuch (Tab. 28) ergibt sich für *Brassica rapa* eine Verfügbarkeit im Boden von 7.3 %, für *Amaranthus retroflexus* von 3.6 % TPBS und für *Galinsoga parviflora* von 11.3 %. Einen solchen direkten Vergleich von EC-50-Werten, die im Boden in mg/kg und im Flüssigmedium in mg/l Nährlösung angegeben werden, nehmen auch PESTEMER & GÜNTHER (1989) bei höheren Pflanzen vor. Um die Chemikalienwirkung und Abschätzung der Chemikalienverfügbarkeit in beiden Medien durchführen zu können, erscheint es jedoch sinnvoll, das Volumen als einheitliche Bezugsgröße zu wählen (mit 1.3 g/cm³ Bodendichte nach SCHLICHTING & BLUME 1966). Nach Einbeziehung einer solchen Korrektur ergibt sich bei dem hier verwendeten Boden eine Pflanzenverfügbarkeit von TPBS gegenüber *Brassica rapa* von 5.6 %, für *Amaranthus retroflexus* von 2.8 % sowie für *Galinsoga parviflora* von 8.8 %, d.h. etwa 91 - 97 % des Tensids sind nicht pflanzenverfügbar.

Tab. 28: EC-50-Werte vom Sproßfrischgewicht nach 14 Tagen.

Brassica rapa

Erdversuch EC-50: 132.4 mg TPBS/kg Boden (172.1 mg/l Boden)
Hydroversuch EC-50: 9.6 mg TPBS/l Nährlösung.

Amaranthus retroflexus

Erdversuch EC-50: 83.4 mg TPBS/kg Boden (108.4 mg/l Boden)
Hydroversuch EC-50: 3.0 mg TPBS/l Nährlösung.

Galinsoga parviflora

Erdversuch EC-50: 14.1 mg TPBS/kg Boden (18.3 mg/l Boden)
Hydroversuch EC-50: 1.6 mg TPBS/l Nährlösung.

ADEMA & HENZEN (1989) wählen, um die Pflanzenverfügbarkeit der in Erdkultur ermittelten EC-Werte abzuschätzen, als Bezugsgröße das Bodenwasser. Dabei unterstellen die Autoren aber, daß die gesamte Masse der Testsubstanz gelöst im Bodenwasser vorliegt.

Dieser Vorgehensweise kann nicht gefolgt werden, da prinzipiell bei der Ermittlung der Pflanzenverfügbarkeit von der Prämisse ausgegangen wird, daß nur ein Teil der Testchemikalie für die Pflanze verfügbar ist, während ein anderer Teil an Bodenpartikel adsorbiert und nicht pflanzenverfügbar ist.

Die Annahme, daß sich die Pflanzenverfügbarkeit - wie in der vorliegenden Arbeit vorgeschlagen - in beiden Medien auf der Basis der Masse pro Volumen am ehesten eignet, soll am folgenden Beispiel erläutert werden:

ADEMA & HENZEN (1989) gehen für die Testchemikalie Kaliumchlorat aufgrund ihrer physikalisch-chemischen Eigenschaften und der Bodenzusammensetzung von einer sehr geringen Adsorption aus, d.h. näherungsweise ist zwischen den EC-50-Werten im Boden und in Hydrokultur ein Quotient von "Eins" zu erwarten. Errechnet man, wie die Autoren vorschlagen, einen Quotienten aus dem EC-50-Wert im Boden auf Bodenwasserbasis und aus dem EC-50-Wert aus der Hydrokultur, so ergeben sich für Salat, Tomate und Hafer Quotienten, wie sie in der ersten Spalte in Tabelle 29 angegeben sind. Für alle drei Arten errechnet sich im Mittel ein Quotient von 2.57. Dagegen ergeben sich für die drei Testarten bei der Berechnung dieser Quotienten auf der Basis der jeweiligen Volumina von Boden und Hydrokulturwasser, wie sie in der vorliegenden Arbeit empfohlen wird, die in Tabelle 29, Spalte 2 angegebenen korrigierten Werte. Für alle drei getesteten Species ergibt sich ein mittlerer Quotient von 1.01, der den oben genannten Erwartungen entspricht. Es wird also deutlich, daß die letztgenannte Berechnung dem zu erwartenden Wert von eins sehr viel besser entspricht.

Aus den von ADEMA & HENZEN (1989) angegebenen EC-50-Werten, ermittelt im Boden (mg/kg) und in Hydrokultur (mg/l), sind die Quotienten errechnet und in der Tabelle 30 als "unkorrigierte Werte" (m/m:m/V) bezeichnet worden. Außerdem sind die EC-50-Werte im Boden auf Volumen-Basis (Bodendichte 1.3 g/cm³) umgerechnet (mg/l) und jeweils die Quotienten zur Hydrokultur errechnet worden. Diese Quotienten sind als "korrigierte Werte" (m/V:m/V) in der Tabelle 30 den "unkorrigierten Werten" gegenübergestellt worden. Außerdem sind eigene Meßwerte von drei Arten (*B. rapa*, *A. retroflexus*, *G. parviflora*) hinzugefügt worden. Zusätzlich ist für beide Umrechnungsvarianten die prozentuale Pflanzenverfügbarkeit im Boden ($EC-50_{Hydro} * 100 / EC-50_{Erde}$) dargestellt worden.

Tab. 29: Quotient der EC-50 für $KClO_3$ aus Erd- und Hydrokultur für verschiedene Arten auf der Basis von Werten von ADEMA & HENZEN (1989) $EC-50_{\text{Bodenwasser}}:EC-50_{\text{Hydrolösung}}$ (unkorr. Quot. wie sie ADEMA & HENZEN berechnen) und $EC-50_{\text{Bodenvolumen}}:EC-50_{\text{Hydrolösung}}$ (korrigierte Quot. s. Text).

	unkorr. Werte ($l_{\text{Bodenwasser}}:l_{\text{Hydrolös}}$)	korr. Werte ($l_{\text{Bodenvol}}:l_{\text{Hydrolös}}$)
<i>Salat</i>	1.45	0.56
<i>Tomate</i>	3.6	1.46
<i>Hafer</i>	2.66	1.02
Mittelwert	2.57	1.01

Tab. 30: EC-50-Quotienten und Pflanzenverfügbarkeit unter TPBS-Einfluß aus Erd- und Hydrokulturversuchen (Daten nach ADEMA & HENZEN 1989, original und umgerechnet sowie eigene Werte*).

	Quotient von $EC-50_{\text{Boden}}:EC-50_{\text{Hydro}}$		Pflanzen- Verfügbarkeit (%)	
	unkorr. Werte Boden:Hydro (mg/kg:mg/l)	korr. Werte Boden:Hydro (mg/l:mg/l)	unkorr. Werte Hydro:Boden (mg/l:mg/kg)	korr. Werte Hydro:Boden (mg/l:mg/l)
<i>Lactuca sativa</i>	10.5	13.6	9.5	7.4
<i>Lycopersicum esculentum</i>	9.3	12.1	10.7	8.3
<i>Avena sativa</i>	9.9	12.9	10.1	7.8
* <i>Brassica rapa</i>	13.8	17.9	7.2	5.6
* <i>Amaranthus retrofl.</i>	27.8	36.1	3.6	2.8
* <i>Galinsoga parvifl.</i>	8.8	11.4	11.4	8.8

Die Untersuchungen von ADEMA & HENZEN (1989) sind auf einem lehmigen Ackerboden durchgeführt worden, der aufgrund seiner Zusammensetzung eine höhere Adsorptionsfähigkeit als der in der vorliegenden Arbeit verwendeten Boden aufweist. Es wird angenommen, daß die etwas höhere Pflanzenverfügbarkeit bei ADEMA & HENZEN (1989) im Vergleich zu den eigenen Ergebnissen aber auf die etwas höhere Wasserkapazität des Bodens (300 ml H₂O/kg trockenen Boden = 80 % max. Wasserkapazität) im Vergleich zu der in dieser Arbeit eingesetzten Wassermenge (190 ml H₂O/kg trockenen Boden = 70 % max. Wasserkapazität) zurückzuführen ist. Auch unter Einbeziehung der zitierten Literatur wird deutlich, daß unter Berücksichtigung der Vertrauensbereiche der EC-50-Werte für alle fünf untersuchten Pflanzenspecies nur rund 5 - 10 % der TPBS-Konzentration im Boden pflanzenverfügbar sind. Für die verschiedenen Pflanzenspecies ist der Grad der Verfügbarkeit sehr ähnlich.

Auch für den Ringelwurm (*Enchytraeus albidus*), der sowohl im aquatischen wie auch terrestrischen Bereich leben kann, haben RÖMBKE & KNACKER (1989) LC-50-Werte (Konzentration, bei der 50 % der Versuchstiere sterben) ermittelt, aus denen man eine Verfügbarkeit von TPBS errechnen kann. Der ermittelte LC-50-Wert im aquatischen Test beträgt 1.0 mg TPBS/l und im terrestrischen Test 14 mg TPBS/kg Boden. Eine Umrechnung der LC-50-Werte im Boden auf das Bodenvolumen ist von den Autoren nicht vorgenommen worden. Für *Enchytraeus albidus* ergibt sich eine Verfügbarkeit von TPBS im Boden von rund 7 %. Aus den Ergebnissen von ADEMA & HENZEN (1989), RÖMBKE & KNACKER (1989) sowie den eigenen Ergebnissen läßt sich schließen, daß für ein und dieselbe Chemikalie, hier TPBS, für pflanzliche und tierische Species in ähnlichen Böden vergleichbare Bioverfügbarkeiten vorliegen.

Die Mobilität und Aufnahme der Stoffe in die Pflanzen durch das Wurzelsystem ist sehr komplex und stark abhängig von den Bodenparametern (REISCHL et al. 1989). Wesentliche Eigenschaften sind dabei Struktur, Porosität, pH und Bodenzusammensetzung (RIPPEN et al. 1985). Aber nicht nur die Bodenparameter sind für die Bioverfügbarkeit ausschlaggebend, sondern auch die physikalisch-chemischen Eigenschaften der Substanz. Bezogen auf Herbizide führt HURLE (1978) aus, daß mit zunehmender Sorption die Verflüchtigung, die Verlagerung, die Verfügbarkeit für Pflanzen und in der Regel auch der mikrobielle Abbau reduziert werden. Die Adsorption eines Herbizid-Moleküls ist von Art und Anzahl der funktionellen Gruppen abhängig. So werden wenig wasserlösliche Herbizide meist stärker

adsorbiert als solche mit guter Wasserlöslichkeit.

Der Einfluß der physikalisch-chemischen Eigenschaften der Umweltchemikalien auf die Sorption und die Bioverfügbarkeit wird aus den Arbeiten von ADEMA & HENZEN (1989) sowie RÖMPKE & KNACKER (1989) deutlich. In beiden Arbeiten ist bei Belastungsversuchen mit verschiedensten Umweltchemikalien jeweils der gleiche Boden verwendet worden. Beim Vergleich der EC-50-Werte im Boden wie im wäßrigen Medium beim selben Testorganismus aber verschiedenen Chemikalien ergeben sich sehr unterschiedliche Bioverfügbarkeiten, ersichtlich aus den Quotienten (Tab. 31).

Tab. 31: EC-50-Verhältnisse von *Lactuca sativa* und *Enchytraeus albidus* an verschiedenen Chemikalien (Daten nach ADEMA & HENZEN 1989, errechnet; RÖMPKE & KNACKER 1989).

Quotienten für verschiedene Chemikalien			
EC-50		LC-50	
<i>Lactuca sativa</i> Boden:Nährsg. mg/kg:mg/l		<i>Enchytraeus albidus</i> Boden:Wasser mg/kg:mg/l	
KClO ₃	0.43	Chloracetamid	0.5
Trichloressigsäure	0.77	2,4,5-Trichlorphen- oxyessigsäure	9.1
Diisopropylamin	1.98	TPBS	13.9
2,4-Dinitrotoluol	2.76	Parathion	14.1
2,4-Dichloranilin	5.14	Benomyl	137.5
2,6-Dimethylquinolin	6.09	K ₂ Cr ₂ O ₇	215.0
TPBS	10.45	PCP	425.0
K ₂ Cr ₂ O ₇	11.25	CdCl ₂	576.8
CdCl ₂	39.29		
2,4,6-Trichlorphenol	81.8		

Neben der indirekten Phytotoxizitätswirkung aufgrund der Wechselbeziehung zwischen Boden und Substanz ist auch die direkte Phytotoxizitätswirkung abhängig von den physikalischen und chemischen Eigenschaften der Substanz. Hochlipophile Substanzen sind zwar in vielen Böden immobil, sie zeigen aber auch parallel dazu, wie BRIGGS et al. (1982) nachweisen, eine maximale Adsorption an Wurzeln. Diese Substanzen sind im Transpirationsstrom der Pflanzen nicht in hoher Konzentration enthalten, was darauf schließen läßt,

daß Pflanzen die hochlipophilen Stoffe nicht aufnehmen. Die Aufnahme in den Transpirationsstrom erreicht bei einem $\log P_{ow}$ (Logarithmus des n-Oktanol-Wasserkoeffizienten) von zwei ihr Maximum. Oberhalb dieses $\log P_{ow}$'s nimmt die Aufnahme in den Transpirationsstrom wieder ab (BRIGGS et al. 1982). Die größte akute Wirkung geht von den Stoffen aus, die eine mäßige Lipophilie und somit sowohl eine ausreichende Bewegung im Boden als auch eine genügende Anreicherung an der Wurzeloberfläche garantieren. Bei Stoffen mit aktiven Gruppen, die eine chemisorptive Bindung mit der Bodenmatrix eingehen, wird die Mobilität reduziert (REISCHL et al. 1989).

4.2.2 TPBS-Effekte an Pflanzen aus Hydrokultur und aus dem aquatischen Bereich

Es soll nun diskutiert werden, wie ein und dieselbe Chemikalie (z.B. TPBS) auf Pflanzen terrestrischer bzw. aquatischer Systeme wirken, wenn sie im Experiment gleichen Expositionsbedingungen (Hydro- und Aquariumversuche) ausgesetzt sind.

In Tabelle 32a sind die Einflüsse der drei Testsubstanzen (TPBS, LAS und Atrazin) auf das Wachstum von Wasserlinsen (*Lemna spec.*) sowie anderen höheren Pflanzen (*Avena sativa*, *Lycopersicum esculentum*, *Lactuca sativa*, *Brassica rapa*, *Amaranthus retroflexus*) und Algen (*Scenedesmus subspicatus*) dargestellt.

Die Herkunft der Daten ist der Legende der Tabelle 32 zu entnehmen. Die EC-50-Werte der höheren Pflanzen liegen für TPBS im selben Konzentrationsbereich wie die von *Lemna*, einer epipleustischen Gefäßpflanze. Die EC-50 von *Scenedesmus subspicatus* liegt mit 40 - 70 mg/l etwas höher. Aus diesen Ergebnissen ist abzuleiten, daß, bei Wegfall der Chemikalienadsorption an den Boden, TPBS auf Pflanzen verschiedener Organisationsstufen eine vergleichbar hohe Phytotoxizitätswirkung ausübt. Dies zeigt sich auch bei der Wirkung von Atrazin auf terrestrische Pflanzen und auf Algen.

Der Vollständigkeit halber soll der Vergleich auf tierisch-aquatische Organismen wie Fisch (*Brachydanio rerio*) und Wasserfloh (*Daphnia magna*) erweitert werden (Tab. 32b). Auch hier im erweiterten Vergleich liegt für TPBS, unter Wegfall der Toxizitätsmindernden Wirkung des Bodens, die toxische Wirkung auf höhere Pflanzen im selben Bereich wie die auf aquatische pflanzliche und tie-

rische Organismen. Da für LAS keine Daten für höhere Pflanzen in Hydrokultur vorliegen, kann keine Aussage hierzu vorgenommen werden.

Beim Vergleich von LAS und TPBS fällt die höhere Fisch- und Daphnientoxizität von LAS auf. Dagegen war aus den eigenen Erdversuchen tendenziell für LAS eine geringere Phytotoxizität als für TPBS abzuleiten (Tab. 3, 5, 6).

Tab. 32a,b: EC-50 bzw. LC-50 Werte (je mg/l) verschiedener Testorganismen für TPBS, LAS und Atrazin aus Hydro- bzw. Aquarienversuchen (aus verschiedenen Quellen zusammengestellt).

	32a Pflanzliche Organismen			32b Tierische Organismen	
Substanz	Terrestr. Pflanze EC-50	Lemna EC-50	Alge EC-50 72-96 h	Wasserfloh EC-50 24-48 h	Fisch LC-50 48 h
TPBS	21 a. Avena 12 a. Lycop. 7 a. Lact. 9.6 x. Bras. 3.0 x. Amar. 1.6 x. Galli.	21 a.	60 a. 70 b. ca.40 c.	28.5 d.	20.8 d.
LAS			>15 e. m LC100	0.1-10 e. 12 h.	10 e. 24h 1 e. 96h 4.1 h.
Atrazin	0.031 f.		0.02-0.1 b.	65 d. 3.6 e. LC50	37 e. 4.3 g. 8.8 g. 76 g.

Quellen:

- a. ADEMA & HENZEN (1989)
- b. UBA (1985)
- c. METZNER et al. (1985)
- d. GSF (1983)
- e. RIPPEN et al. (1982)

- f. PESTEMER & GÜNTHER (1988)
- g. PERKOW (1988)
- h. KNIE et al. (1983)
- m. Cyanobakterien
(*Schizothrix*, *Anabaena*)
- x. eigene Ergebnisse

Bei Atrazin liegt die Toxizität der höheren und niederen Pflanzen etwa um drei Zehnerpotenzen niedriger als bei Fisch- und Daphnientoxizität.

Das Beispiel für diese drei Chemikalien zeigt, daß es von den spezifischen Eigenschaften eines Stoffes abhängt, in welchem Ausmaß er auf pflanzliche und tierische Organismen unterschiedlicher Kompartimente vergleichbar wirkt. Die Tenside weisen als oberflächenaktive Substanzen unspezifische Wirkungen auf. Unabhängig von den Organismen wirken sie an Membranen und Organellen. Dagegen beeinflusst das Herbizid Atrazin ganz spezifisch den Photosynthese-Apparat.

4.2.3 Direkte Wirkungen auf die Wurzeln

Aufgrund der Expositionswahrscheinlichkeit erfolgt die Kontamination von Pflanzen durch ein Tensid vornehmlich über den Boden durch Aufnahme über den Wurzelapparat. Daher ist es von Bedeutung, auch die Wirkung von TPBS auf die Wurzeln zu untersuchen. Hydrokulturverfahren sind für solche Untersuchungen besonders geeignet, weil der gesamte Wurzelhabitus erfaßt werden kann. Auch die feinen Wurzelhaare, die besonders für die Wasser- und Nährstoffaufnahme von Bedeutung sind, bleiben bei Entnahme aus der Nährlösung erhalten. Hingegen können bei Erdkulturversuchen die feinen Wurzelhaare methodisch kaum erfaßt werden, da bei der Präparation größere Verluste zwangsläufig auftreten.

Die Bildfolge in Kapitel 3.4.1.3 zeigt die Veränderungen des Wurzelhabitus von *Brassica rapa* unter steigenden TPBS-Einfluß nach vierzehn Tagen sehr deutlich. Bei den niedrigeren Konzentrationen von 1 mg/l und 5 mg/l treten Wurzelverzweigung und Wurzelhaarentwicklung verstärkt auf. Dennoch wird unter Tensideinwirkung deutlich, daß sich die Wurzeln phänomenologisch durch Wachstumsstörungen verändern. Auch PARR & NORMAN (1964) beobachteten an Gerste, die vier Tage in einer Vermiculit-Hydrokultur unter Einfluß von nicht-ionischen Tensiden aufgezogen worden ist, Veränderungen im Wurzelhabitus und Verringerungen der Wurzelhaardichte.

Bei der niedrigsten Konzentration von 1 mg/l nimmt im Vergleich zur Kontrolle parallel zur Wurzelbiomasse und verstärkten Wurzelverzweigung auch das Wachstum der Sprosse zu. Dabei ist aber auch zu berücksichtigen, daß jeweils die Pflanzen einer Konzentra-

tionsstufe individuell sehr unterschiedliche Auswirkungen der Chemikalienwirkungen zeigen.

Für *Brassica rapa* zeigt sich über alle eingesetzten Konzentrationen betrachtet im Vergleich zum Sproß eine stärkere Wurzelschädigung. Diese Schlußfolgerung kann aus dem Vergleich der EC-50-Werte zur Biomassenentwicklung (Tab. 8, 10) und aus dem Sproß-Wurzel-Verhältnis (Tab. 11) gezogen werden. Auch PARR & NORMAN (1964) bestätigen in ihren Versuchen mit nicht-ionischen Tensiden, daß zunächst Schäden an der Wurzel und dann an den Koleoptilen bzw. den Primärblättern auftreten.

Bei *Amaranthus retroflexus* setzt mit der gegebenen TPBS-Konzentration eine sofortige Wachstumsstörung der Wurzeln ein (Alter vierzehn Tage) (Tab. 14). Für diese Art korreliert die Wurzelbiomassenverringerung mit der steigenden Tensidkonzentration. Parallel dazu verringern sich mit steigender TPBS-Konzentration die Primärwurzellängen sowie die Wurzelverzweigungen von der Primärwurzel (Tab. 15). Bei steigender Tensidkonzentration nehmen Wachstumsstörungen der Wurzeln zu und die Sproßbiomasse verringert sich im stärkerem Maße als die Wurzel (Tab. 17). Auch aus dem Vergleich der EC-50-Werte von Sproß und Wurzel läßt sich tendenziell eine etwas stärkere Schädigung des Sprosses ableiten (Tab. 12, 16).

Bei *Galinsoga parviflora* zeigt sich nach vierzehntägiger Hydrokultur für Sproß sowie Wurzeln, jeweils an der EC-50 ermittelt, eine etwa gleich starke Biomassenverringerung (Tab. 18).

Möglicherweise verfügt *Brassica rapa* im Gegensatz zu den eben genannten zwei Arten über einen anderen Regulationsmechanismus zwischen Wurzel und Sproß.

Auch bei Pflanzen auf schwermetallhaltigen Böden, bei der die Kontamination ebenfalls über den Boden erfolgt, findet eine artspezifische Translokation der Schwermetalle statt. Nach Angaben von ERNST (1982), der eine zusammenfassende Literaturübersicht gibt, zeigen Pflanzen eines schwermetallhaltigen Rasens organspezifische Speicherungen der Schwermetalle als Ausdruck unterschiedlicher Transportbarrieren auf. Auch bei Halophyten sind vergleichbare Regulationsmechanismen zwischen den Organen bekannt (ALBERT 1982).

Im Rahmen dieser Arbeit stellt sich die Frage, wie die Tenside von den Pflanzen aufgenommen und transportiert werden. LABUS

(1979) hält eine Translokation von Tensiden innerhalb der Pflanze für unwahrscheinlich, da er an der Blattbasis älterer Blätter von kontaminierten Sprossen submerser Pflanzen immer wieder neue vital grüne Blattflächenabschnitte feststellt und außerdem auch Neubildung grüner Blätter an den Sproßknospen beobachtet. Natürlich wäre es vorstellbar, daß Tenside als Kontaktgifte (HUBER & HUBER 1988) wirken und die Wurzelmembran schädigen bzw. die Permeabilität verändern (HEALEY et al. 1971, SCHAEFER & GLÄNZER 1976, HOROWITZ & GIVELBERG 1979, SCHWEIGER et al. 1983, LÜTTGE et al. 1984). Aus den eigenen elektronenmikroskopischen Untersuchungen ist aber festzustellen, daß das Tensid TPBS nicht nur lokal wirkt, sondern mit dem Transpirationsstrom auch in Sproß und Blätter gelangt. Die toxische Wirkung von TPBS ist anhand der zellulären Veränderungen nachgewiesen worden (Abb. 51 - 62).

Einen qualitativen Nachweis für das Eindringen von Tensiden in Stengel und Sproß erbringt auch LAUTEN (1964) durch Tensidanalysen an Sonnenblumen. In einem vom BMFT geförderten Projekt wird auch die Aufnahme von LAS durch die Pflanze nachgewiesen (BLUME et al. 1983). Die Pflanzenproben der Feldversuche wurden durch Kochen mit Methanol-Ammoniak-Lösung extrahiert und das LAS nach Farbkopplung mit Azur A colorimetrisch nachgewiesen. In Laborversuchen wurde der Nachweis für die Tensidaufnahme mit C-14-markierten LAS erbracht (BLUME et al. 1983). Ebenfalls mit Hilfe einer C-14-Markierung weisen FIGGE & SCHÖBERL (1989) sogar bei einer Konzentration, bei der LAS noch keine Wirkung auf das Pflanzenwachstum ausübt, eine Aufnahme nach. Das von der Pflanze aufgenommene Tensid wird nur langsam von den Pflanzen abgebaut, wie Untersuchungen mit LAS von LITZ et al. (1987) belegen.

Die Effekte durch ionische oder nicht-ionische Detergenzien werden je nach Konzentration als wachstumsstimulierend oder -hemmend beschrieben (vgl. ERNST et al. 1971, DOBOZY & BARTHA 1976, TATKOWSKA & TOPOROWSKA 1978). Die Konzentration, bei der ein Wechsel von stimulierenden zu hemmenden Effekten eintritt, ist von der Art des Tensids abhängig. PARR & NORMAN (1964) stellen für einige Tenside aus einer Anzahl von nicht-ionischen Detergenzien wachstumsfördernde Effekte bei der Konzentration 100 mg/l (eine weitere Konzentration wurde nicht getestet, Meßwerte wurden auf gleiche Bezugsbasis umgerechnet) an Sproß und Wurzeln von vier Tage alten Gersten-Keimlingen fest. HOROWITZ & GIVELBERG (1979) haben die Biomassenentwicklung von Sproß und Wurzel bei acht Tage alten *Sorghum bicolor*-Keimlingen (Hirse) unter der Einwirkung der Tenside

mit dem Handelsnamen "Tronic" (Gemisch aus anionischen, kationischen und nicht-ionischen Detergenzien) und "Biofilm" (Gemisch aus nicht-ionischen Detergenzien) mit den Konzentrationen 10, 100, 1000 und 10000 mg/l untersucht. Für "Tronic" stellen sie eine signifikante Wachstumsförderung des Sproßes bei 10 mg/l und für "Biofilm" bei 10 und 100 mg/l fest. Die jeweils nächsthöchste Konzentration für "Tronic" von 100 mg/l und für "Biofilm" von 1000 mg/l zeigen keine signifikanten Effekte auf das Wachstum. Bei weiterer Steigerung der Konzentration erfolgt eine signifikante Wachstumsminde- rung. ERNST et al. (1971) haben Orchideen-Keimpflanzen gegenüber Vertretern aller vier Tensid-Klassen mit den Konzentration 10, 100 und 1000 mg/l Nährlösung nach fünf Monaten auf Überlebensrate und Biomassenentwicklung untersucht. Gegenüber LAS wie auch anderen anionischen Tensiden ermitteln sie bei diesen hohen Konzentrationen keine Wachstums- bzw. Biomassenförderungen. Dagegen stellen sie bei Vertretern anderer Tensidklassen z.T. auch bei 10 mg/l und in einem Falle bei 100 mg/l eine Förderung fest. Sowohl ERNST et al. (1971) als auch HOROWITZ & GIVELBERG (1979) weisen darauf hin, daß die zunehmende Herabsetzung der Oberflächenspannung nicht direkt mit der phytotoxischen Wirkung korreliert. Aufgrund dieser Erkenntnis ist ein auf einem Schwellenwert basierender Wirkmechanismus zu vermuten.

Auch für ein nicht näher spezifiziertes Dodecylbenzolsulfonat berichten DOBOZY & BARTHA (1976) auf der Grundlage von Untersuchungen von Seymour, daß in Abhängigkeit der Konzentration des anionischen Tensides an Sojabohnen, Weizen und Alfalfa wachstumsstimulierende bzw. hemmende Effekte beobachtet worden sind. Unter der Einwirkung von LAS stellten TATKOWSKA & TOPOROWSKA (1978) an der Wasserlinse (*Spirodela polyrrhiza*) Wachstumsförderungen bei den Konzentration von 0.05 und <0.5 mg/l fest. Außerdem sind von den Autorinnen auch die Konzentrationen 5.0 und 50.0 mg/l getestet worden. Bei den eigenen Untersuchungen im Rahmen der Hydrokultur-Versuche ist eine beginnende phytotoxische Wirkung ab 1.0 mg/l bzw. oberhalb 1.0 mg/l zu beobachten. 1.0 mg/l ist die niedrigste eingesetzte Konzentration. Da aufgrund der oben zitierten Untersuchungen eine Wachstumsförderung unter 1 mg/l vermutet wird, ist es auch nicht verwunderlich, daß bei der eigenen Versuchsserie keine signifikanten stimulierenden Effekte beobachtet wurden.

Die anfängliche Wachstumsförderung und mit steigender Konzentration einsetzende Wachstumsdepression kann ansatzweise mit der These erklärt werden, die auf den folgenden Ergebnissen basiert:

Bei niedrigen Konzentrationen wirken Detergenzien wachstumsfördernd, weil verstärkt Ionen aufgenommen werden können. Dagegen werden bei hohen Konzentrationen die Membranen in dem Maße geschädigt, daß Nährstoffleaching eintritt, biologische Prozesse gestört werden und Wachstumsminderung einsetzt.

So stellen GUMINSKI et al. (1972) neben anderen Tensiden für LAS bei 0.05, 0.5 und 5.0 mg/l eine verstärkte Eisen-, Phosphor-, Kalzium-, Magnesium- und Stickstoffaufnahme gegenüber einer verringerten Kaliumaufnahme durch die Tomate (*Solanum lycopersicum*) fest. Es besteht in der Literatur keine einhellige Meinung, welche dieser Ionen verstärkt bzw. reduziert aufgenommen werden. TATKOWSKA & TOPOROWSKA (1978) ermitteln für LAS an der Wasserlinse (*Spirodela polyrrhiza*) tendenziell bei den Konzentration 0.05, 0.5 und 5.0 mg/l eine Verringerung der Eisenaufnahme. CAIRNS (1972) stellt eine gestörte Magnesiumaufnahme fest. Eine verringerte Kaliumkonzentration wird von Untersuchungen durch PARR & NORMAN (1964) bestätigt, die an nicht-ionischen Detergenzien durchgeführt wurden. Sie gehen von einer verringerten Kaliumaufnahme bei den Konzentration von 50, 100 und 250 mg/l aus. Im Gegensatz zu Versuchen mit dem anionischen Tensid LAS liegt hier aber ein sehr viel höherer Konzentrationsbereich vor. ERNST et al. (1971) vermuten auch in den niedrigen Konzentrationen verstärkte Wasser- und Nährstoffaufnahmen sowie stimulierende metabolische Zellprozesse. So werden z.B. hormonelle Prozesse genannt. Die Autoren stützen sich auf Untersuchungen von Stowe, der erhöhte Aktivität von Auxin und Gibberelin beobachtet. Diese sich überlagernden Effekte auf den Nährstoffhaushalt und die internen biochemischen Prozesse, die durch den Anstieg der Tensidkonzentrationen und der damit verbundenen Oberflächenspannungserniedrigung verursacht werden, bewirken, daß eine eindeutige Beziehung zwischen der Tensidkonzentration und der Biomassenentwicklung häufig maskiert wird.

Die phytotoxische Wirkung, einhergehend mit der Wachstumsminderung, wird von TATKOWSKA & TOPOROWSKA (1978) mit einer Störung des Eisen- und Phosphathaushaltes erklärt. Mit der höheren eingesetzten Konzentration von 5 mg LAS/l verringert sich die Eisenkonzentration und die Phosphatgehalte steigen an, wodurch sich eine Erhöhung des Phosphat-Eisen-Quotienten ergibt. Parallel dazu verringert sich auch der Chlorophyll-Gehalt. Störungen im Nährstoffhaushalt werden von HOROWITZ & GIVELBERG (1979) auf Nährstoff-Leaching zurückgeführt. Auch SCHWEIGER (1983) sowie SCHWEIGER et al. (1983) stellen einen Schwellenwert beim Elektronenefflux für LAS

bei einer Konzentration von ≤ 35 mg/l aus Gewebescheiben von Roten Rüben (*Beta vulgaris*) fest. HOROWITZ & GIVELBERG (1979) ermitteln für überwiegend nicht-ionische Tenside bei Konzentrationen von 1000 und 10000 mg/l einen Elektronenefflux von Natrium, Magnesium und Kalium. Außerdem stellen sie auch eine erhöhte Aminosäurenabgabe fest. Die beschriebene Ionenabgabe ist mit einer fortschreitenden Membranstrukturzerstörung zu erklären. Von den getesteten sechs Tensiden bzw. Tensidgemischen ergibt sich bei einer Konzentration von 1000 mg/l für zwei Tenside und bei der Konzentration von 10000 mg/l für drei Tenside bzw. Gemische jeweils ein signifikanter Efflux. An einem Tensid zeigen die Autoren beispielhaft eine Korrelation zwischen Ionenabgabe und Wachstumsreduktion auf.

4.2.4 Indirekte Wirkungen auf die Wurzeln

In Erdkulturen kommt es außerdem zu einer indirekten Tensidwirkung durch Beeinflussung des Bodengefüges und des Wassergehaltes. KUHNT & KNIEF (1991) stellen in einer Literaturstudie darüber hinaus fest, daß die Adsorption von Tensiden eine Freisetzung gebundener Nähr- und Schadstoffe bewirkt und so kurzfristig die Nährstoffversorgung für die Pflanzen verbessert werden kann. Längerfristig werden aber durch die dispergierende Wirkung der Tenside lösliche Salze leicht in tiefere Bodenschichten ausgewaschen (LAUTEN 1964), so daß dann das Nährstoffangebot für die Pflanze verringert wird. Auf synergistische Wirkungen von Herbiziden und Remobilisierung gebundener Schadstoffe weisen SCHEUNERT & KORTE (1985) und KUHNT & KNIEF (1991) hin.

Durch die Einwirkung von Tensiden wird die Wasserkapazität verändert (DEN DULK 1960, LAUTEN 1964, DOBOZY & BARTHA 1976, GEHLEN 1981). In Abhängigkeit des Bodentyps und der Ionogenität der Tenside treten gegensätzliche Effekte auf. Wie auch KUHNT & KNIEF (1991) in einer Literaturstudie feststellen, wird die Veränderung des Boden-Wasserhaushaltes durch Tenside in den verschiedensten Publikationen teilweise kontrovers dargestellt. Es werden nicht im ausreichenden Maße die Wechselwirkungen zwischen den unterschiedlichen Bodentypen und Tensidklassen berücksichtigt. Daher sollen anhand von ausgewählten Literaturangaben plausible Erklärungen vorgestellt werden:

Bei humusreichen Böden kann die Wasserkapazität durch Einwirkung von anionischen Tensiden gesteigert werden, da Wasser mit

verminderter Grenzflächenspannung hydrophobes, organisches Material viel eher benetzt als Wasser mit größerer Oberflächenspannung (LAUTEN 1964). Der Vorgang läßt sich folgendermaßen erklären: Die hydrophoben Huminstoffe (Kolloide) ziehen wiederum die hydrophoben Enden der Tensidmoleküle an, wodurch die hydrophilen Enden der Tensidmoleküle mit den Wassermolekülen verbunden bleiben.

Dagegen wird die Wasserkapazität bei leichten, sandigen, humusarmen Böden erniedrigt, da die Kapillarität durch die Verringerung der Oberflächenspannung des Wassers und der Herabsetzung der Kohäsionskraft gestört wird. Durch die Wasserkapazitätserniedrigung kann ein vorzeitiger Wassermangel der Pflanzen nicht ausgeschlossen werden (LAUTEN 1964).

Dagegen werden die Wasserverhältnisse bei Einwirkung kationischer Tenside in Abhängigkeit der Bodenverhältnisse in gegenläufiger Richtung beeinflußt. So wird von DOBOZY & BARTHA (1976) dargestellt, daß sich bei schweren Böden die kationischen Tenside mit ihren positiv geladenen hydrophilen Enden an die negativ geladenen organischen Bodenkomponenten anlagern und ionische Bindungen eingehen. Durch die Anlagerung und Ausrichtung ihrer hydrophoben Enden werden die Oberflächen der Bodenporen hydrophober, wodurch sich die Wasserhaltekapazität verringert.

Nach DOBOZY & BARTHA (1976) wird bei lockeren Böden (vermutlich sandig) aufgrund der Einwirkung von kationischen Tensiden der Durchmesser der für Wasser verfügbaren Poren reduziert, wodurch die Wasserbewegung im Boden verringert wird.

In Abhängigkeit von der Ionogenität der Tenside wird die Wirkung auf das Bodengefüge und Struktur unterschiedlich beurteilt. So werden von LAW et al. (1966) besonders bei nicht-ionischen und kationischen Tensiden stabilisierende Effekte auf die Bodenaggregate festgestellt. Bei anionischen Tensiden werden positive Effekte nur bei geringen Konzentrationen ermittelt. Bei einer sehr hohen Konzentration (etwa bei 1 % des Boden-Trockengewichtes) stellen sie negative Effekte fest. Untersucht wurden Tensidgehalte von 0.01, 0.1 und 1 % TG. In der Regel werden aber die Tensidwirkungen auf die Bodenstruktur eher negativ beurteilt (GEHLEN 1981).

Durch die dispergierende Wirkung der Tenside steigt die Sedimentationsgeschwindigkeit der Bodenpartikel (ROTINI & GALOPPINI 1964, SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL 1984). Im Zusammenhang mit der dispergierenden, verschlammenden Wirkung von Tensiden ist auch die

Beobachtung von DEN DULK (1960) einzuordnen. Er beobachtet bei gleicher Wasserversorgung von behandelten und unbehandelten Böden eine schnellere Vernässung des behandelten Bodens, aber wiederum auch eine schnellere Austrocknung.

4.2.5 Langzeitwirkung der Testsubstanz

Nach PESTEMER & GÜNTHER (1989) ist für eine fundierte Bewertung in kritischen Fällen eine Ausdehnung der Wachstumstests über die gesamte Vegetationsperiode sinnvoll, denn nach zwei Wochen Versuchsdauer (Expositionszeit entsprechend dem deutschen Verfahrensvorschlag zum Phytotoxizitätstest im Rahmen des Chemikaliengesetzes) läßt sich das Ausmaß der phytotoxischen Wirkung nicht voll abschätzen. Durch den Einsatz von Hydrokulturen wird es möglich, eine längerfristige Wirkung einer Testsubstanz z.B. bis zum Eintritt der Blüte zu verfolgen. Dagegen erscheint das Handling bei einer Erdkultur über einen längeren Zeitraum aufwendiger. Mit dem Wachstum der Pflanzen müssen die Töpfe gewechselt, die Erde ausgetauscht und neu kontaminiert werden. Außerdem muß eine Düngung des Bodens erfolgen, die wiederum zu einer zuvor nicht vorhandenen Wechselwirkung mit dem Tensid führen kann.

Sowohl die Ermittlung der Konzentrations-Wirkungsbeziehung zu verschiedenen Zeitpunkten als auch der Vergleich von EC-50-Werten ermöglicht es, Regenerationsprozesse einer Species gegenüber einer Testsubstanz zu erfassen.

In der hier vorliegenden Arbeit werden zwei Species (*Brassica rapa*, *Amaranthus retroflexus*) im Langzeittest (Tab. 8, 10-11, 12, 16, 17) verglichen. Es ist auf eine kontinuierliche Nachkontamination, die zur Aufrechterhaltung der Stoffkonzentration dient, bewußt verzichtet worden, um mit Hilfe dieser Expositionsform ähnliche Verhältnisse zu schaffen wie bei einer temporär wirkenden TPBS kontaminierten Klärschlammgabe. Aufgrund dieser Belastungsweise könnte eine mögliche Regeneration bei einigen Species auftreten.

Die Versuchsergebnisse des Hydroversuches I und II zeigen aber für *Amaranthus retroflexus*, beurteilt an den EC-50-Werten, keine Regeneration zwischen den zwei Wochen und sechs Wochen alten Testpflanzen.

Bei *Brassica rapa* sind die Ergebnisse beider Hydrokulturversuche für die sechs Wochen alten Pflanzen nicht eindeutig. Der erste Hydroversuch zeigt tendenziell eine Regeneration der Testpflanzen nach sechs Wochen, die aber beim zweiten Versuch nicht bestätigt werden kann, so daß auch für diese Art von keiner Regeneration ausgegangen wird. Eine Erklärung für die unterschiedliche Biomassenentwicklung in den beiden Hydrokulturversuchen ist in Kapitel 4.2.1 gegeben worden.

LAUTEN (1964) berichtet von einer lang anhaltenden Wirkung des Tensids Tetrapropylenbenzolsulfonat im Vergleich zum leicht abbaubaren Tensid Kerylbenezolsulfonat. Die Auswirkung des TPBS erstreckte sich bis zur Zweitfrucht. Aus diesem Beispiel wird auch deutlich, daß Umweltchemikalien eine unterschiedliche Langzeitwirkung haben und auch deshalb für relevante Stoffe auch Langzeitstudien an Pflanzen durchgeführt werden sollten.

4.3 Keimungstest

Keimungs- und Wurzelwachstumsuntersuchungen finden nach Angaben von GEZO (1986) Anwendung bei der Bestimmung der Selektivität von Herbiziden, der Toxizität von Schwermetallen, der Salztoleranz und der Beurteilung von toxischen Chemikalien sowie allelopathischen Substanzen. Obwohl der Test eine schnelle und einfache Untersuchung ist, findet er relativ wenig Aufmerksamkeit bei der Toxizitätsprüfung von Umweltchemikalien (WANG 1985).

Da in der Literatur auch der Begriff "Keimpflanzentest" zu finden ist, soll er hier gegenüber dem hier durchgeführten Keimtest abgegrenzt werden.

Die Keimpflanzentests, die die Arbeitsgruppe von Ranfft in dem FE-Vorhaben des BMFT (Förderungskennzeichen 037216, 037264 1979-81) auf der Grundlage des "Neubauer" Tests durchgeführt hat, sind im eigentlichen Sinne Tests auf Wachstumshemmung an jungen Pflanzen, bei denen neben der Biomasse die Aufmerksamkeit auch auf Keimminderung und -verzögerung gerichtet ist. Dieser sogenannte Keimpflanzentest wird sogar über eine Versuchsdauer von 21 Tagen durchgeführt, während der Phytotoxizitätstest vom deutschen Verfahrensvorschlag, bei dem ebenso die Wachstumshemmung erfaßt wird, nur 14 Tage dauert. Ergebnisse zu den Keimpflanzentests finden sich in RANFFT et al. (1982a,b) und DELLER et al. (1984).

Dagegen sind die hier verwendeten Untersuchungsparameter beim "Keimtest" das Aufbrechen der Samenschale sowie das Sichtbarwerden der Keimwurzeln und -blättern. Diese Vorgehensweise entspricht auch der vieler Autoren wie VANDONI & GOLDBERG FREDERICO (1973), WANG (1985), METZNER et al. (1985) und GEZO (1986). SURBER (1961) definiert solche Samenkörner als "gekeimt", deren Radicula 3 mm aus der Testa herausgewachsen ist. Von den oben genannten Autoren wird für schnell keimende Species innerhalb von drei bis vier Tagen die Keimung erfaßt. In der vorliegenden Untersuchung ist die Beobachtungszeit verlängert worden, da die Keimung von Wildpflanzen sehr viel langsamer erfolgt. Für die schnellkeimende Kulturpflanze *Brassica rapa* kann allerdings bestätigt werden, daß ein Zeitraum von drei bis vier Tagen ausreicht.

In den Untersuchungen mit TPBS und LAS zeigt sich für alle sieben untersuchten Arten, daß die Keimwurzellänge im Vergleich zur Keimung der empfindlichere Parameter ist (Abb. 33 - 39, 41 - 47). Diese Feststellung wird von METZNER et al. (1985) und GEZO (1986) bestätigt. Die Wurzeln erreichen in Abhängigkeit von der Species nach Einwirkung von ca. 2000 mg LAS/l nur noch minimale Längen. Dagegen kann eine Keimung auch noch unter sehr viel höherer Belastung beobachtet werden. Ein Wurzelschieben bleibt hier jedoch weitgehend aus. Bei Konzentrationen, bei denen die Wurzeln schon eine Wachstumsdepression erleiden, erfährt die Keimungsrate noch eine Förderung. Dies ist besonders bei *Solanum nigrum* und *Chenopodium album* ausgeprägt.

Die Ursache ist darin zu sehen, daß Tenside die Oberflächenspannung verringern und damit die Samenquellung fördern. Die Embryonen können sich noch vom Endosperm ernähren, so daß die toxische Tensidwirkung erst in der weiteren Entwicklungsphase des Wurzelschiebens verbunden mit intensiverer Wasser- und Tensidaufnahme zum Tragen kommt. Tenside zeichnen sich durch enzymhemmende Effekte aus (ROTINI & GALOPPINI 1964). Sie inaktivieren die Enzyme, die bei der beginnenden Keimung die Reservestoffe des Endosperms mobilisieren (SURBER 1961). Aus diesen Ergebnissen ist abschließend abzuleiten, daß sich das Wurzelwachstum der Keimlinge gegenüber der Keimung (wie sie oben definiert wurde) als sehr viel empfindlicher erweist und damit für eine Bewertung von toxischen Wirkungen einer Umweltchemikalie als entscheidender Parameter herangezogen werden sollte.

Auch SURBER (1961) stellt bei Fichtensamen, die fünfzehn Minuten in Tensidlösung getränkt worden sind, für TPBS bei der niedrigsten getesteten Konzentration von 20 mg/l eine Keimungsförderung fest. Bei anderen eingesetzten anionischen, kationischen und nicht-ionischen Tensiden wurde auch noch eine Förderung bei 100 mg/l beobachtet. NÁDASY et al. (1973) führen eine stimulierende oder hemmende Keimwirkung der Tenside nicht allein auf die Verminderung der Grenzflächenspannung zurück, da sie in Versuchen feststellen, daß die Wirkung von Tensiden nicht parallel zur Verminderung der Grenzflächenspannung verläuft.

Neben der Wirkung auf die Keimungsrate beruht der Effekt von Tensiden auch auf einer zeitlichen Keimungsverzögerung. Eine solche Beobachtung läßt sich für *Solanum nigrum* unter der Einwirkung von TPBS und LAS, sowie für *Amaranthus retroflexus* bei LAS durch den Vergleich der Keimungsraten bei beiden Bonitierungsterminen vornehmen (Abb. 39a, 42a, 47a). Während die Kontrollansätze zu beiden Terminen etwa gleich hohe Keimungsraten aufweisen, zeigt sich bei den höheren Tensidkonzentrationen zum zweiten Bonitierungstermin eine deutliche Zunahme der Keimrate im Vergleich zum ersten Termin. Bei TPBS-Einwirkung (100 mg TPBS/l und 500 mg TPBS/l) stellt auch SURBER (1961) an Fichtensamen eine Keimverzögerung fest. Dennoch wird zum Versuchsende bei 500 mg TPBS/l noch eine 85 %ige Keimung beobachtet.

Bei der Beurteilung der Chemikalienwirkung auf die Keimung ist die Konzentrations-Wirkungsbeziehung aussagekräftiger als die Ergebnisse einer Probit-Analyse, da diese statistische Analyse nur die Werte berücksichtigen kann, die eine Keimungsverminderung darstellen und somit Förderungsbereiche nicht berücksichtigt werden. Die Probit-Analyse eignet sich aber für eine Reihung der verschiedenen Arten auf der Grundlage ihrer 50 %igen Keimminderung.

Für TPBS ergibt sich folgende Reihung (Tab. 19): *Amaranthus retroflexus* zeigt im Vergleich zu den anderen sieben Arten die geringste Keimungsverringerung, gefolgt von *Solanum*, *Brassica*, *Malva*, *Galinsoga* und *Nigella*. *Chenopodium* wird von TPBS im untersuchten Konzentrationsbereich in keiner eindeutigen Richtung beeinflusst. Die toxische Beeinflussung ist aber bei der Wurzelentwicklung gegeben.

Für LAS ergibt sich eine andere Species-Reihung (Tab. 20). Danach wird *Brassica rapa* in der Keimung am geringsten beeinflusst,

gefolgt von *Solanum*, *Malva*, *Nigella* und *Galinsoga*. Bei LAS zeigen *Amaranthus retroflexus* und *Chenopodium album* keine eindeutige Reaktion.

Die untersuchten Arten reagieren wiederum auf die zwei Tenside artspezifisch, so daß man anhand der vorliegenden Ergebnisse nicht das eine oder andere Tensid als stärker toxisch einstufen kann.

Auch bei einer species-unabhängigen Betrachtung, in dem man die EC-50-Werte aller Arten (*Amaranthus* und *Chenopodium* sind hierbei wegen keiner eindeutigen Wirkung unberücksichtigt geblieben) eines Tensides mittelt und vergleicht, ergibt sich für die Keimung kein deutlicher Wirkungsunterschied zwischen beiden oberflächenaktiven Substanzen (TPBS: 11940.3 mg/l, Var.koeff. 125.1 %; LAS: 8753.7 mg/l, Var.koeff. 123.9 %). Allerdings zeigen die eigenen Untersuchungen bei den schon vierzehn Tage alten Pflanzen (ermittelt an allen sieben Taxa), daß TPBS phytotoxischer wirkt als LAS. Hierbei weist TPBS einen gemittelten EC-50-Wert von 93.7 mg/l (Var.koeff. 48.62 %) und LAS einen von 148.3 mg/l (Var.koeff. 24.1 %) auf.

VANDONI & GOLDBERG FREDERICO (1973) stellen bei ähnlichen Keimungsversuchen bei *Trifolium repens*, *Lolium italicum*, *Festuca pratensis* und *Avena bianca* var. *candida* fest, daß in der Regel das verzweigtkettige Dodecylbenzolsulfonat-Isomerengemisch (technisches TPBS) eine etwas stärkere Keimungsverringerung an den vier Testpflanzen verursacht als das linearkettige Isomerengemisch. Die verwendeten Konzentrationen lagen dort zwischen 10 und 1000 mg/l. Im Vergleich der getesteten vier Pflanzen erwiesen sich *Festuca pratensis* und *Lolium italicum* während der Keimung empfindlicher als die zwei anderen Versuchsarten. Für TPBS sollen beispielhaft die geschätzten EC-50-Werte mit denen der eigenen Arbeit verglichen werden. Hierzu sind die von VANDONI & GOLDBERG FREDERICO (1973) ermittelten Werte zur Keimung graphisch aufgetragen und die EC-50 jeweils geschätzt worden. Für *Trifolium repens* ergibt sich eine EC-50 von >1000 mg/l, d.h. sie liegt oberhalb der größten von VANDONI & GOLDBERG FREDERICO (1973) getesteten Konzentration. Für die übrigen drei eingesetzten Arten ergeben sich als Keimungs-EC50 folgende Werte: *Lolium italicum* ca. 700 mg/l, *Avena bianca* ca. 580 mg/l und *Festuca pratensis* ca. 420 mg/l. Im Rahmen der eigenen ermittelten EC-50-Werte erweisen sich *Galinsoga parviflora*

(470 mg/l) und *Nigella arvensis* (168 mg/l) ähnlich empfindlich bzw. sogar empfindlicher als *Festuca pratensis*.

GEHLEN (1981) untersucht die Keimhemmung durch Dodecylbenzolsulfonat an Weizen und Raps. Die eingesetzten Konzentrationen betragen 0.01 mg/l, 1 mg/l, 100 mg/l und 10000 mg/l. Genauso wie bei VANDONI & GOLDBERG FREDERICO (1973) ist auch hier die Keimung auf kontaminierten Filterpapier erfaßt worden. Bei den Konzentrationen bis 100 mg/l reagiert Weizen mit einer der Kontrolle vergleichbaren Keimung bzw. sogar mit einer Keimungsstimulation. Bei 10000 mg/l findet jedoch keine Keimung mehr statt. Das Keimungsverhalten von Raps unterscheidet sich unter dem Einfluß des anionischen Tensids stark von dem des Weizens. Die Keimungsrate verringert sich mit zunehmender Konzentration sehr gering. Bei der höchsten Konzentration beträgt die Keimungsratenverringerung nur etwas mehr als 10 %. Dieser Befund für Raps, der auch zur Gattung *Brassica* gehört, bestätigt die Ergebnisse für *Brassica rapa* unter LAS-Einfluß. Auch hier liegt die Keimungsminderung bei der Konzentration 10000 mg/l nur bei 10 %. Die ermittelte EC-50 liegt bei 25000 mg/l. Allerdings weist auch GEHLEN (1981) darauf hin, daß nicht allein der Einfluß auf die Keimrate, sondern auch der Einfluß auf die weitere Pflanzenentwicklung von Bedeutung ist. Bei den höheren Konzentrationen zeigt sich, daß zwar eine Keimung erfolgt, aber die Keimlinge Sproßverkrümmungen und Wurzelverdrehungen aufweisen, so daß man bei der weiteren Entwicklung Wachstumsstörungen erwarten kann.

Um diesen Aspekt genauer zu betrachten, werden die EC-50-Werte der Keimungsversuche unter TPBS-Einfluß an *Brassica* (15487 mg TPBS/l) und *Galinsoga* (470 mg TPBS/l) mit den Ergebnissen der vierzehntägigen Phytotoxizitätsuntersuchungen (hierzu die Anzahl der aufgelaufenen Keimlinge) verglichen (Tab. 4). Geht man von den EC-50-Werten der Keimung aus und berücksichtigt, daß im Boden für *Brassica* nur 5.6 % und für *Galinsoga* 8.8 % TPBS pflanzenverfügbar sind, so errechnen sich aus den Ergebnissen zur Keimungshemmung (Petrischalen-Versuch) Schätzwerte von rund 850 mg/kg Erde für *Brassica rapa* und für *Galinsoga* von 40 mg/kg Erde. Die Werte, bei denen 50 % der Keimlinge im vierzehntägigen Phytotoxizitätstest aufgelaufen sind, betragen für *Brassica* 430 mg/kg und für *Galinsoga* 28 mg/kg (graphisch ermittelt). Aus diesen Ergebnissen ist zu erkennen, daß die Schätzwerte zur Keimung im Boden, errechnet aus den Keimungswerten bei Direktkontamination, größenordnungsmäßig

mit den tatsächlich ermittelten Keimlingsentwicklungen im Boden bei einer reduzierten Pflanzenverfügbarkeit übereinstimmen.

Parallel zur größeren Empfindlichkeit des Parameters Keimwurzelentwicklung im Vergleich zur Keimung zeigt sich auch bei den vierzehn Tage alten Pflanzen eine höhere Empfindlichkeit des Parameters Wachstum bzw. Biomasse (EC-50: *Brassica* 132 mg TPBS/kg Boden, *Galinsoga* 14 mg TPBS/kg Boden) (Tab. 3) im Vergleich zu den ebengenannten EC-50-Werten der Keimlingsentwicklung im Boden.

Da mit Atrazin keine Keimungsversuche durchgeführt worden sind, wird an dieser Stelle nur auf einen Literaturwert hingewiesen. PESTEMER & GÜNTHER (1989) ermitteln auch in Petrischalen-Versuchen an der Gartenkresse (*Lepidium sativum*) nach drei Tagen eine 50 % Keimhemmung bei 1100 mg/l. Anzumerken ist allerdings, daß für das Atrazin eine 50 % Keimungshemmung erst bei einer Konzentration, die weit oberhalb seiner Löslichkeit von 47 mg/l (vgl. RIPPEN et al. 1982) liegt, ermittelt wird. Gegenüber Jungpflanzen ist Atrazin aufgrund seines Wirkungsmechanismus als Photosynthesehemmer dagegen hochphytotoxisch und wirkt z.B. bei *Brassica rapa* schon im Mikrogrammbereich.

4.4 Feinstrukturveränderungen unter TPBS-Einwirkung

Unter dem Einfluß von TPBS zeigen sich an den in Hydrokultur gehaltenen Pflanzen nach einer Expositionszeit von vierzehn Tagen bei Konzentrationen von 15 und 20 mg/l verschiedenartige ultrastrukturelle Veränderungen. Die Degenerationerscheinungen der Zellen sind in Wurzeln, Stengeln und Blättern annähernd gleichermaßen zu beobachten. Für die zwei Species, *Amaranthus retroflexus* und *Brassica rapa*, zeigen sich keine prinzipiell sondern nur graduell unterschiedliche Schadbilder. So löst sich das Plasmalemma bei *Amaranthus retroflexus* etwas stärker von der Zellwand ab als bei *Brassica rapa*. Dieses Schadbild ist in physiologischer Hinsicht so zu deuten, daß die Pflanze ihr osmotisches Potential nicht aufrecht erhalten kann und schließlich Plasmolyse eintritt (HEALEY et al. 1971). Bestätigt wird die Verringerung des osmotischen Zellpotentials durch HOROWITZ & GIVELBERG (1979), die eine Ionenabgabe feststellen und diese auf einen Membrandefekt zurückführen. Auffällig sind auch die vesikulären Strukturen des Plasmas, hier besonders ausgeprägt bei *Brassica rapa*. Auch HEALEY et al. (1971) stellen unidentifizierbare Vesikel unter dem Einfluß

von LAS an Orchideenkeimlingen (*Phalaenopsis spec.*) fest. Der Tonoplast zeigt für beide untersuchten Species sackartige Abschnürungen, die bei der höheren Konzentration in der Anzahl noch zunehmen und Myelin-Figuren bilden. Die Mitochondrien erweisen sich nur bei *Amaranthus retroflexus* als angeschwollen. Besonders bei den Mitochondrien im Leitbündelscheidenbereich sind die Cristae aufgetrieben. Geschwollene Mitochondrien werden auch von HEALEY et al. (1971) beobachtet. Da die Feinstrukturen der Mitochondrien verändert sind, kann man davon ausgehen, daß die Atmung in Mitleidenschaft gezogen ist. Hier ist auch ein Zusammenhang zu den Untersuchungen von DEN DULK (1960) und MAC DOWELL (1963) ersichtlich, die von einer Beeinflussung der Wurzelrespiration ausgehen.

In der eigenen Untersuchung weisen die Chloroplasten keine Veränderungen auf und es gibt aufgrund der intakten Struktur keinen Hinweis für eine Störung der Assimilation. In der Literatur wird aber von verschiedenen Autoren von einer Chloroplastenveränderung berichtet. So werden die Chloroplastenmembranen geschädigt und die Thylakoide schwellen im Stroma und Granabereich an (ARDITTI et al. 1971, HEALEY et al. 1971). Allerdings ist auch die eingesetzte Tensidkonzentration von LAS bei diesen Arbeiten sehr viel höher (1000 mg/l) bei einer relativ kurzen Expositionszeit von nur fünf Tagen. Aber auch schon NEUMAN & JAGENDORF (1965) stellen Chloroplastenveränderungen in Größe und Form, sowie die Verringerung der Photophosphorylierung in den Blättern von *Spinacia oleacea* fest. Eine Schädigung von Chloroplasten durch LAS-Einwirkung wird auch durch Befunde von LABUS & KOHLER (1981) nachgewiesen, die eine Nettophotosyntheseverringerung bei 0.5 mg LAS/l an unbewurzelten submersen Makrophyten feststellen.

In der Literatur werden noch weitere Strukturveränderungen genannt, die möglicherweise aber erst bei sehr hohen Stoffkonzentrationen eintreten, bei denen die Pflanze mittelfristig nicht mehr überleben kann. So werden von ARDITTI et al. (1971) unter Einfluß eines nicht-ionischen Tensids bei einer Konzentration von 1000 mg/l und einer Expositionszeit von 5 Tagen dispergiertes Chromatin, osmiumsäuregeschwärzte Granula sowie das häufige Vorliegen von einzelnen Ribosomen und ein seltenes Auftreten von Polysomen nachgewiesen. Diese Ultrastruktureffekte werden auf Emulgierung der Membranlipide oder Fällung bzw. Dispersion der Proteine zurückgeführt. ROTINI & GALLOPINI (1964) weisen antimitotische Wirkungen auf Pflanzen durch anionische Tenside nach.

Auch bei Feinstrukturuntersuchungen an Bakterien wie *Escherichia coli* (POLYAKOV et al. 1973) und an Fischen wie der Regenbogenforelle *Salmo gairdneri* (POHLA-GUBO & ADAM 1982) sind ähnliche pathologische Veränderungen beobachtet worden. Die wichtigsten Übereinstimmungen sind auch hier Veränderungen an den Membranen der Mitochondrien und das Vorhandensein von aufgewundenen Membranresten im Zytoplasma sowie die Deformationen der Zellaggregate. Auf membranverändernde Eigenschaften von Tensiden weist schon GLOCKSHUBER (1974) hin.

Aufgrund der hier nachgewiesenen Ultrastrukturveränderungen sowie der verschiedensten genannten Effekte wird deutlich, wie Struktur und Funktion ineinander greifen. Es scheint allerdings zwischen steigender Tensidkonzentration und der ultrastrukturellen Wirkung keine Korrelation zu bestehen. Zwischen den beiden untersuchten Belastungsgruppen (15 mg/l sowie 20 mg TPBS/l) zeigt sich nur bedingt eine Zunahme der Feinstrukturveränderungen. Im Vergleich dazu verändert sich jedoch die Biomasse im gleichen Belastungsbereich sehr deutlich. So liegt das Frischgewicht der Sprosse bei 15 mg/l für *Amaranthus retroflexus* bei 14 % und bei 20 mg/l nur noch bei 3 % (Hydroversuch II, Anhang IV, 20). Für *Brassica rapa* liegen die entsprechenden Biomassen bei 27 % bzw. 6 % (Hydroversuch II, Anhang IV, 13). Auch POHLA-GUBO & ADAM (1982) stellen bei Untersuchungen an Forellen bei Konzentrationen von 1 mg LAS/l und 1.5 mg LAS/l ein ähnliches Schadbild fest, welches nicht in Abhängigkeit der Belastung differenziert wird. Auf die fehlenden Korrelationen zwischen Bioeffekten und abnehmender Oberflächenspannung durch Tensid-Konzentrationssteigerungen weisen ARDITTI et al. (1971) hin (siehe auch Kapitel 4.3). Abschließend ist aber festzustellen, daß anionische Tenside einen Einfluß auf die Ultrastruktur der Zellen, auf die Physiologie und auf das Wachstum ausüben.

4.5 Transpiration unter TPBS-Einwirkung

Transpirationsmessungen an den vierzehn Tage alten, durch Umweltchemikalien belasteten Pflanzen in Erdkultur waren nicht möglich, da die Blättchen der hochbelasteten Pflanzen für die Meßkammer des Porometers zu klein waren. Auch bei einer kleineren Meßkammer hätten vermutlich die kleinen Blättchen dem Streß durch die Messungen nicht standgehalten.

Bei den älteren Pflanzen von *Amaranthus retroflexus* in Hydrokultur, die bis zur Blüte gelangt sind, kann hingegen die Transpiration meßtechnisch erfaßt werden. Um die Beeinflussung der Transpiration durch TPBS messen zu können, ist jeweils ein Blatt gleichen Alters bei Kontrollpflanzen sowie belasteten Pflanzen untersucht worden (7. und 9. Blatt). Nach BORNKAMM & SEELIGER (1986) ist die Transpiration auch vom Blattalter abhängig. Sie führen aus, daß jüngere Blätter einen niedrigeren Blattdiffusionswiderstand zeigen als ältere. Die Transpirationsmessungen, durchgeführt über einen Zeitraum von zehn Stunden, weisen einen tagesperiodischen Verlauf auf. Als Meßgröße wird die Zeit erfaßt, die benötigt wird, bis in der Meßkammer ein Anstieg der relativen Luftfeuchte um 5 % eintritt. Diese Transpirationszeit weist um die Mittagszeit ein Minimum auf und entspricht einer maximalen Transpiration. Anhand dieses Tagesverlaufes ist *Amaranthus retroflexus* als anisohydrisch einzustufen. Bei ausreichender Wasserversorgung transpiriert diese Art dem Verlauf des Evaporationsvermögens folgend uneingeschränkt ganztägig. Anisohydrische Sproßpflanzen schränken nur bei extremer Trockenheit die Transpiration ein und tolerieren einen stärkeren Wasserverlust sowie eine Zunahme der Zellsaftkonzentration (LARCHER 1980). Entsprechend LANGE & MEYER (1979) sowie ULLMANN (1985) liegt aufgrund einer mittäglich uneingeschränkten Transpiration ein wasserbilanzmäßig unbelasteter Tagesgang vor. Um die TPBS-Wirkung auf die Transpiration als alleinigen Faktor zu untersuchen, war es wichtig, eine ausreichende Wasserversorgung mittels Hydrokultur zu gewährleisten, da es in tensidkontaminierten Böden zu einer Beeinflussung des Wasserhaushaltes der Pflanzen kommen kann (siehe Kap. 4.2.3).

Eine verstärkte Öffnung der Stomata zur Mittagszeit, welche die Transpirationssteigerung erklärt, wird unter den vorliegenden Versuchsbedingungen auf den Faktor Licht zurückgeführt. Da unter den Gewächshausbedingungen die Lichtverhältnisse konstant sind, ist die Beeinflussung der Stomata nur auf die zusätzliche Tageslichteinstrahlung zurückzuführen. Die Messungen wurden bei Dämmerung begonnen und bei Dämmerung bzw. Dunkelheit abgeschlossen. Neben dem Lichtangebot wird die Öffnungsweite der Stomata auch durch Temperatur und Luftfeuchtigkeit sowie durch chemische Faktoren (z.B. CO₂-Gehalt) gesteuert (NULTSCH 1974). Jedoch blieb bei den eigenen Untersuchungen die relative Luftfeuchtigkeit über die gesamte Zeit konstant, und die durch das Gewächshaus bedingten geringen Temperaturschwankungen zeigten keine tagesgangähnlichen Auswirkungen. Nach RASCHKE (1975) ist für die Stomataöffnung neben

dem CO₂-Gehalt in den Blättern auch das Licht ein wesentlicher Faktor.

Über den Tagesgang betrachtet ist die Transpirationsänderung zwischen belasteten und unbelasteten Pflanzen gleich. Sie unterscheiden sich aber in der Zeit, in der die relative Feuchte in der Meßkammer um 5 % erhöht wird. Dieses Ergebnis ist auf zwei mögliche Ursachen zurückzuführen, die sich zusätzlich auch noch überlagern können. Zum einen kann der Öffnungsgrad der Stomata bei den belasteten Pflanzen größer sein, zum anderen kann auch eine größere Anzahl von Stomata in der Meßkammer bei den belasteten Pflanzen vorliegen.

Deshalb ist zu prüfen, ob die höhere Transpirationsleistung der belasteten Pflanzen auf eine höhere Stomata-Anzahl pro Quadratmillimeter zurückzuführen ist. Es zeigt sich in der Tat, daß die Stomata-Dichte (Anzahl/mm² Fläche, Tab. 22) auf der Blattunterseite der belasteten Pflanzen höher war als bei den Kontrollpflanzen. Um diesen Sachverhalt Rechnung zu tragen, ist die Transpirationsleistung pro Stoma errechnet worden (Tab. 25). Es ergibt sich für die belasteten Pflanzen in der Hälfte der Zeit die gleiche Transpirationsleistung. Die Transpirationsleistung unter TPBS-Einfluß erweist sich tatsächlich aufgrund der verstärkten Stomata-Öffnung als erhöht.

Ferner läßt sich für den Parameter Transpiration keine Konzentrations-Wirkungsbeziehung nachweisen. Weitgehend unabhängig von der eingesetzten TPBS-Konzentration ist die Transpiration der belasteten Pflanzen insgesamt stärker als die der Kontrolle.

Vergleicht man für unbelastete Pflanzen die Stomata-Dichte pro Quadratmillimeter Blattfläche von *Amaranthus retroflexus* mit anderen Pflanzen, so ergibt sich folgendes Bild:

Die Kontrolle von *Amaranthus retroflexus* weist für das siebente Blatt im Durchschnitt eine Stomata-Dichte von 134/mm² Blattfläche auf.

Die Anzahl der Stomata pro Blattfläche werden für *Phaseolus vulgaris* je nach Sorte mit 200 - 300/mm² (KNUDSON BUTLER & TIBBITTS 1979) und für Tabak der Sorte "Bel W-3" mit 40 - 100 Stomata/mm² (MIYAKE et al. 1974, DEAN 1972) angegeben.

Die Stomata-Dichte ist artspezifisch und kann nach NULTSCH (1974) zwischen 100 und 1000/mm² Blattfläche betragen. Nach MORISON (1987) sind diese Unterschiede zwischen den Species darauf zurückzuführen, daß sie an verschiedene Lebensbedingungen angepaßt sind. Die Stomata-Dichte ändert sich pro Fläche des Blattes evolutiv in Abhängigkeit von wechselnden Umweltbedingungen. So weist WOODWARD (1987) anhand von Herbarmaterial nach, daß die Anzahl der Stomata pro Blattfläche über 200 Jahre um 40 % abgenommen hat und führt es auf die Erhöhung der CO₂-Konzentration um 60 µmol/mol zurück.

Ein weiterer Befund der eigenen Stomatauntersuchung ist, daß sich die Anzahl der Spaltöffnungsapparate pro Blatt unabhängig von der Blattfläche als relativ konstant erweist. Die Spaltöffnungsapparate werden schon frühzeitig angelegt. Deshalb wird die hohe Anzahl pro Quadratmillimeter bei den klein gebliebenen, hochbelasteten Pflanzen ermittelt. Werden die Blätter größer so nehmen die Distanzen zwischen den Spaltöffnungsapparate zu und die Dichte sinkt. GÖRING et al. (1984) stellen an Bohnenkeimpflanzen aufgrund einer hohen Stomata-Dichte pro Blattfläche der untersuchten Primärblätter fest, daß die Zellteilung und Entwicklung der Stomata schon frühzeitig abgeschlossen ist. Obwohl diese Zellen ausdifferenziert sind, weisen nicht alle Stomata unter den Versuchsbedingungen Aktivität auf. Diese Erkenntnisse sind anhand von Ultrastrukturuntersuchungen ermittelt worden. KOSHUCHOWA et al. (1979) haben Untersuchungen mit Wachstumsregulatoren durchgeführt. Unter diesen Bedingungen beobachten sie, daß sich die Länge bzw. Größe der Blattspreiten stark verändern, aber die Häufigkeit der Stomata annähernd auf einem Optimalwert eingestellt bleiben.

Im Gegensatz zu den eigenen Befunden sowie zu den von KOSHUCHOWA et al. (1979) steht die Aussage von ELKIEY et al. (1979), die in jüngeren Blättern eine höhere Stomata-Dichte als in älteren feststellen. Sie liegt für *Petunia* der Sorte "White magic" bei 135 bzw. 60 Stomata/mm². Jedoch haben diese Autoren nicht die Blattflächenzunahme beim Heranwachsen der Blätter berücksichtigt.

Neben Zunahme der stomatären Transpiration aufgrund von TPBS-Einwirkung wäre auch eine Erhöhung der kutikulären Transpiration möglich, da TPBS die Lipideigenschaften der Membranen verändert (HUBER & HUBER 1988). Hier wäre eine Ähnlichkeit zu den Thiokarbat-Herbiziden zu sehen. Sie hemmen die Lipidbiosynthese, wodurch eine Änderung von Membranstrukturen und -funktionen herbeigeführt

wird. Ein Vertreter dieser Herbizidgruppe (CDEC) verändert die kristalline Struktur der epikutikulären Wachse, ohne aber einen Einfluß auf die Menge auszuüben. Die Konsequenz ist eine erhöhte Transpiration (YOUNGMAN & ELSTNER 1988).

In der vorliegenden Untersuchung kann der Anteil der kutikulären Transpiration, beeinflusst durch TPBS, keinen bedeutenden Anteil einnehmen, da sonst der Transpirationskurvenverlauf des Tagesganges im Vergleich zur Kontrolle abgeschwächt worden wäre. Es tritt aber das mittägliche Minimum der Transpirationszeit in gleicher Weise auf.

Im Zusammenhang mit der Transpiration und der damit zusammenhängenden Stomataöffnung kann eine Hypothese bezüglich der Wachstumsförderung bei niedrigeren TPBS-Konzentrationen aufgestellt werden. Signifikante Wachstumsförderungen sind in der eigenen Untersuchung nur bei Erdkultur- nicht aber bei Hydrokulturversuchen ermittelt worden. Die Ursache für die nicht nachgewiesene Wachstumsförderungen bei Hydrokultur wird in der Auswahl des Konzentrationsbereichs vermutet. Bei einer Konzentration unterhalb von 1 mg/l wäre vermutlich auch eine Förderung zu beobachten (vgl. TATKOWSKA & TOPOROWSKA 1978). Nach Angaben von WALLNÖFER & ENGELHARDT (1988) besteht zwischen der Transpiration und der Photosynthese eine "1:1-Proportionalität". Mit steigender Transpiration steigt somit auch die Photosynthese an. Mit dem Anstieg der Photosynthese läßt sich dann auch eine höhere Biomassenproduktion erklären. Für kationische Tenside wird die Wachstums- bzw. Ertragssteigerung von Pflanzen von DOBOZY & BARTHA (1976), gestützt auf die Untersuchungen von Hung, mit einer Stimulation der Assimilation und Photosynthese erklärt.

Abschließend soll diskutiert werden, ob der physiologische Parameter Transpiration eine Chemikalienwirkung im niedrigeren Konzentrationsbereich empfindlicher anzeigt als die Biomassenentwicklung. Nach WALLNÖFER & ENGELHARDT (1988) gehen bei schadstoffbelasteten Pflanzen Stoffwechselstörungen stets den Ertragsrückgängen voraus. Latente Schädigungen sind durch stoffwechselphysiologische Kriterien erfaßbar, d.h. ein physiologischer Toxizitätsgrenzwert wird früher erreicht als ein ertragsbezogener. Aus dem Vergleich der Biomassenentwicklung und der Transpiration bei den Hydrokulturversuchen ist ersichtlich, daß beide Parameter bei etwa 1 mg/l bereits Veränderungen aufzeigen. Jedoch erweist sich die Biomassenveränderung als noch nicht signifikant, während die

Transpiration schon einen signifikanten Unterschied zur Kontrolle zeigt. Damit bestätigt sich, daß dieser physiologische Parameter gegenüber einer Chemikalieneinwirkung sensibler (d.h. bei niedrigeren Konzentration) reagiert als der Summenparameter Biomasse.

Einem generellen Einsatz physiologischer Parameter für die Beurteilung von Chemikalien steht allerdings entgegen, daß sie gezielt in Abhängigkeit von der Chemikalienwirkung ausgewählt werden müssen, wodurch ihre Vergleichbarkeit stark eingeschränkt wird. Außerdem sind sie geräte- und arbeitsintensiv und werfen bei der Handhabung und auch bei der Reproduzierbarkeit meßtechnisch weitere Probleme auf.

4.6 Grenzen des Phytotoxizitätstestes, der im Rahmen des ChemG vorgesehen ist

Der Phytotoxizitätstest eignet sich zur Stoffcharakterisierung und zum Vergleich der phytotoxischen Wirkung verschiedener Substanzen im Rahmen einer eingeschränkten prospektiven Bewertung der Umweltgefährlichkeit. Zu berücksichtigen ist, daß zum Zeitpunkt dieser Phytotoxizitätsabschätzung der Chemikalie der Stoff noch nicht vermarktet und somit die Bewertung auf der Grundlage von Laboruntersuchungen zwingend ist. Allerdings können nur Stoffe beurteilt werden, deren Exposition über den Boden erfolgt. Alternativ zu diesem Phytotoxizitätstest, der durch den deutschen Verfahrensvorschlag empfohlen wird, sollte auch eine Richtlinie zur Ermittlung der Phytotoxizität von Luftschadstoffen erarbeitet werden. Eine solche Expositionsform gegenüber Pflanzen im Rahmen von Laboruntersuchungen zu erfassen, ist insbesondere deshalb notwendig, weil u.a. anthropogen bedingte photochemische Umwandlungsprodukte für die neuartigen Waldschäden mitverantwortlich gemacht werden (RIPPEN et al. 1987b, ELSTNER 1988, REISCHL et al. 1989). Die Waldschäden werden bisher nahezu ausschließlich auf anorganische Verbindungen zurückgeführt. Wirkungszusammenhänge mit organischen Schadstoffen sind nur ansatzweise untersucht worden. Es existieren in diesem Zusammenhang z.B. Untersuchungen zur Wirkung von halogenierten Kohlenwasserstoffen (FRANK & FRANK 1985), von Peroxiden (STÄRK & STAUFF 1986), von Monoterpenen (WAGNER et al. 1987), sowie von phenolischen Substanzen (RIPPEN et al. 1985). Geeignete Verfahren zur Ermittlung der Phytotoxizität von Luftschadstoffen liegen vor (VAN HAUT 1972, VAN HAUT & PRINZ 1979, VAN

HAUT et al. 1979). Die Erarbeitung eines standardisierten Verfahrens (Richtlinienentwurf) steht noch aus. Außerdem fehlen Kenntnisse zur Wirkung von Umweltschadstoffen an perennierenden Pflanzen bei langandauernder Einwirkung. Die Mono-Species-Tests spiegeln unabhängig von der Expositionsform in erster Hinsicht eine relative Toxizität von verschiedenen Testsubstanzen wider. Die Übertragbarkeit auf Freilandverhältnisse ist stark eingeschränkt bzw. nicht möglich. "Die Relevanz derartiger Tests für die Bewertung des Schädigungspotentials eines Stoffes im natürlichen System muß derzeit als niedrig angesehen werden" (SCHLOSSER 1988).

Geht man davon aus, daß Chemikalien über den Boden auf Pflanzen einwirken, so erfolgt unter natürlichen Bedingungen eine Deposition auf die Bodenoberfläche mit anschließendem Eintrag der Substanz durch Niederschläge. Im Laborversuch dagegen wird die Testsubstanz in den Boden gleichmäßig eingemischt und ist innerhalb des Topfes in allen Bereichen für die Pflanze im gleichen Maße verfügbar. Eine Übertragbarkeit auf Freilandverhältnisse wird außerdem dadurch erschwert, daß der komplex strukturierte Boden die Substanzwirkung auf Pflanzen verändert und somit die Ergebnisse aus Labortests aus verständlichen Gründen abweichen müssen. Mit dem vom deutschen Verfahrensvorschlag vorgeschlagenen vierzehntägigen Pflanzentest lassen sich außerdem nur Aussagen zur Akuttoxizität eines bestimmten Entwicklungsstadiums der Pflanzen machen. Andere Entwicklungsstadien werden außer acht gelassen. Deshalb sind in der vorliegenden Arbeit auch die Keimstadien und die Empfindlichkeit gegenüber älteren Pflanzen untersucht worden.

Die Auswahl des Parameters Biomasse erweist sich, wie die Untersuchung zeigt, als sinnvoll, denn unabhängig vom Wirkort einer Substanz (bei Atrazin speziell der Photosyntheseapparat, bei den Tensiden LAS und TPBS primär die Zellmembranen) wirken sich alle drei untersuchten Chemikalien auch auf das Wachstum und damit auf die resultierende Biomasse als Summenparameter aus. Unabhängig von der spezifischen Wirkung einer Substanz kann die Frage beantwortet werden, ob eine Chemikalie phytotoxisch wirkt.

Zwar zeigt sich, daß durchaus auch ein physiologischer Parameter wie z.B. die Transpiration, die an *Amaranthus retroflexus* an sechs Wochen alten Pflanzen untersucht worden ist, schon bei der niedrigsten eingesetzten Konzentration eine deutliche Veränderung zeigt, während bei der Biomassenentwicklung noch keine signifikante Wirkung nachzuweisen ist. Jedoch ist der arbeitstechnische Auf-

wand eines solchen physiologischen Testes so hoch, daß er sich nicht als Test mit Screening-Charakter eignet. Notwendig sind solche physiologischen Untersuchungen dennoch, um die stoffspezifische Wirkung zu erfassen. Hierfür sind auf die vermutete Stoffwirkung abgestimmte spezielle Tests notwendig. Diese können jedoch nicht die Grundlage von Untersuchungen im Rahmen der 1. Stufe des Chemikaliengesetzes bilden.

Es ist abschließend festzuhalten, daß eine relative Bewertung eines Stoffes im Vergleich zu anderen Stoffen möglich ist. Eine Abschätzung des gesamten ökotoxikologischen Gefährdungspotentials für das terrestrische System ist auf der Grundlage des Pflanzentests zusammen mit dem Akuttest an Regenwürmern aufgrund der mangelnden Übertragbarkeit auf das Freiland allerdings schwer möglich. Es fehlen z.Z. noch allgemeingültige Kriterien für eine Beurteilung chemischer Stoffe im Hinblick auf ihre Wirkung auf terrestrische Ökosysteme (RIPPEN et al. 1985). Auf die Schwierigkeiten der Umweltgefährlichkeitsabschätzung aufgrund der Mono-Species-Tests weisen auch RUDOLPH & BOJE (1986), SCHLOSSER & BECKER (1986/87) und SCHLOSSER (1987) hin.

Um eine Umweltgefährlichkeitsabschätzung von Stoffen im terrestrischen System vornehmen zu können, sind nach RIPPEN et al. (1985) zumindest Untersuchungen an Organismen verschiedener Trophiestufen und Lebensgemeinschaften notwendig.

Um den komplexen Verhältnissen im Freiland gerecht zu werden, sind Untersuchungsmodelle, die Ökosystemausschnitte darstellen, entwickelt worden (SCHÄRER 1983, KÜPPERS & BÖING 1984, ELLENBERG et al. 1984, FIGGE et al. 1985, HEISE et al. 1988, HEYDEMANN et al. 1989; weitere Projekte siehe SCHLOSSER 1988).

Bei den Modellökosystemausschnitten handelt es sich um Phytozönosen bzw. auch Biozönosen, die nur aus wenigen Arten zusammengesetzt sind und bei denen zu überprüfen ist, in wieweit die Ergebnisse tatsächlich eine größere Aussagekraft für das natürliche Ökosystem liefern (SCHLOSSER 1988). Die Aussagekraft wird eingeschränkt, weil solche Ökosystemmodelle im Labor räumlich relativ klein bleiben müssen, um ihre Handhabbarkeit zu sichern.

Außerdem müßte bei vergleichenden Untersuchungen mit einer größeren Anzahl von Chemikalien geprüft werden, ob die Ökosystemuntersuchungen den folgenden Anforderungen an Untersuchungen im

Rahmen des ChemG. genügen. Diese sind :

1. Standardisierbarkeit
2. Reproduzierbarkeit und
3. Justiziabilität.

Die "Phytobox" nach FIGGE et al. (1985) scheint z. B. solchen Anforderungen zu genügen. Zwar stand bei dem Forschungsvorhaben von FIGGE et al. (1985) nicht die Zusammensetzung einer unter natürlichen Bedingungen vergesellschafteten Pflanzengemeinschaft im Vordergrund, sondern das Verteilungsverhalten von Testsubstanzen in den verschiedenen Kompartimenten im terrestrischen System, aber bei einer geänderten Fragestellung eignet sich diese "Phytobox" auch, um Pflanzengemeinschaften vergesellschaftet mit Tieren unter biotischen und abiotischen Faktoren zu testen. Da die abiotischen Faktoren wie Licht, Temperatur, Niederschlag und Chemikalien einzeln dosiert werden können, scheinen die Anforderungen zur Reproduzierbarkeit, Standardisierbarkeit und Justiziabilität erfüllt.

Als sukzessive Erweiterung des Prüfprogrammes wäre eine Untersuchung im Freiland anzustreben wie sie auch für die Pflanzenschutzmittelprüfung unter bestimmten Bedingungen durchgeführt wird (WOLF 1983). Im Gegensatz zum Einsatz von Pflanzenschutzmitteln, bei denen man von einer definierten Aufwandmenge ausgeht, kann man bei den neuen Stoffen (im Sinne des ChemG.), von denen noch keine empirisch ermittelten Umweltkonzentrationen vorliegen, eine zukünftige Exposition nur aufgrund der erwarteten Produktionsmenge, der Eintragspfade und der Verteilung im Ökosystem abschätzen und entsprechende Konzentrationen im Freilandversuch einsetzen. Da bei solchen Versuchen die verschiedensten Faktoren einwirken und sich die biotischen und abiotischen Faktoren einschließlich der Xenobiotika in ihren Effekten gegenseitig beeinflussen (siehe z.B. EBING et al. 1986, BECKER 1991), ist eine klare Ursachen-Wirkungsbeziehung nur sehr schwer zu erbringen. Um Freilandtests für die Umweltgefährlichkeitsabschätzung von Chemikalien im terrestrischen Ökosystem zu verwenden, muß noch eine umfangreiche Grundlagenforschung betrieben werden. Hierzu sind z.B. die Einzelwirkungen der abiotischen und biotischen Faktoren wie auch sukzessiv die Wechselwirkungen zu untersuchen. Auch bei einem Freilandversuch kann in Abhängigkeit vom Standort nur eine Aussage für ein bestimmtes terrestrisches Teilsystem, wie z.B. ein Wald- oder ein Agrarökosystem, erbracht werden.

Im Rahmen der Grundlagenforschung muß auch geprüft werden, in welchem Ausmaß Artenverschiebungen ohne Kontamination durch Xenobiotika nur unter Intensivierung der Flächennutzung (zunehmender Hemerobiegrad) stattfinden (BORNKAMM 1987). Erfasst werden muß auch die Stabilität oder Instabilität eines Ökosystems nach einer Veränderung (GIGON 1984).

Eine sinnvolle und sich ergänzende Kombination von Freilandstudien, Lysimeterversuchen als "Semifreiland-Testsystem" und geschlossenen Laborsystemen wird bei WEIGMANN et al. (1986) diskutiert. Durch eine solche Kombination können die Freilandergebnisse abgesichert oder relativiert und insgesamt besser interpretiert werden (WEIGMANN et al. 1986).

Bei der Auswertung von Freilanduntersuchungen, die bisher vom Bundesministerium für Forschung und Technologie gefördert worden sind, hat sich ergeben, daß zwar in ihrer Wirkung eine gleich gerichtete, aber von der Qualität her stark abgeschwächte Reaktion auftritt (SCHLOSSER 1988, BORNKAMM & MEYER 1985, WEIGMANN et al. 1986).

4.7 Abschließende Betrachtung

Auf die im Eingangskapitel aufgeführten Fragen soll resümierend eingegangen werden. Anhand des Phytotoxizitätstestes ist ein Vergleich der phytotoxischen Wirkung der drei verwendeten Modellchemikalien möglich. Für diesen relativen Toxizitätsvergleich verschiedener Chemikalien erweist sich die EC-50 als die statistisch am besten abgesicherste Größe, da der Vertrauensbereich für diesen Wert besonders klein ist.

Für TPBS liegen bei den sieben untersuchten Arten die EC-50-Werte nach dem vierzehntägigen Phytotoxizitätstest im Bereich von 14 und 163 mg TPBS/kg Boden. Unter LAS-Einfluß ergeben sich EC-50-Werte zwischen 90 und 204 mg LAS/kg Boden. Für den dritten Stoff, dem Atrazin, liegen die Wirkungswerte erwartungsgemäß sehr viel niedriger. Als EC-50 sind für die fünf getesteten Species Werte zwischen 0.026 und 0.077 mg Atrazin/kg Boden ermittelt worden.

Für die relative Phytotoxizitätsabschätzung, d.h. für die Stoffcharakterisierung im Vergleich zu anderen Stoffen, ist es von untergeordneter Bedeutung, ob die empfindlichste Species zur Un-

tersuchung herangezogen worden ist. Wichtig ist in diesem Zusammenhang nur, daß die Untersuchung jeweils an derselben Art durchgeführt wird. Anders sieht es für eine vorsichtige Prognose der Pflanzengefährdung im Freiland aus. Es ist zu berücksichtigen, daß es dort möglicherweise Species gibt, die empfindlicher reagieren als die im Mono-Species-Test eingesetzte Art. Deshalb sollten auch für die Umweltgefährlichkeitsabschätzung von Stoffen Sicherheitsfaktoren einbezogen werden.

Um den Phytotoxizitätstest, wie er im Rahmen des Chemikaliengesetzes gefordert wird, für Wildpflanzen zu validieren, ist unter Chemikalieneinfluß eine Empfindlichkeitseinstufung der verschiedenen Species untereinander und im Vergleich zur Kulturpflanze vorgenommen worden. Unter TPBS-Einfluß läßt sich für die sieben untersuchten Arten anhand der EC-50-Werte nach den vierzehntägigen Phytotoxizitätstest folgende Species-Reihung mit steigender Empfindlichkeit vornehmen: *Malva pusilla* < *Brassica rapa* < *Solanum nigrum*, *Amaranthus retroflexus* < *Chenopodium album* < *Nigella arvensis* < *Galinsoga parviflora*.

Unter der Einwirkung von LAS ergibt sich mit zunehmender Empfindlichkeit folgende Reihung: *Malva pusilla* < *Solanum nigrum* < *Chenopodium album* < *Amaranthus retroflexus* < *Brassica rapa* < *Nigella arvensis* < *Galinsoga parviflora*.

Unter dem Einfluß von Atrazin ergibt sich für die fünf getesteten Species folgende Empfindlichkeitsreihung: *Amaranthus retroflexus* < *Solanum nigrum* < *Brassica rapa*, *Chenopodium album* < *Galinsoga parviflora*.

Anhand dieser unterschiedlichen Species-Reihung leitet sich ab, daß eine generelle Empfindlichkeitsgruppierung auch bei Testsubstanzen einer Stoffgruppe nicht aufgestellt werden kann. So erweist sich z.B. *Brassica rapa* im Spektrum der übrigen getesteten Species zum Teil als relativ empfindlich zum Teil aber auch als unempfindlich. Allerdings wird *Galinsoga parviflora* bei allen getesteten Chemikalien als empfindlichste Species eingestuft.

Bei den getesteten Arten läßt sich aus dem Vergleich der EC-50-Werte (Wachstumshemmung), den sich z.T. überschneidenden Vertrauensbereichen und den Steigungen der Regressionsgeraden, die sich aus den Konzentrationswirkungen ergeben, entnehmen, daß sich keine prinzipiellen, sondern nur graduelle Unterschiede ausprägen. Eine Unterscheidung im Reaktionsverhalten zwischen Kultur- und

Wildpflanzen läßt sich aus diesen Ergebnissen nicht ableiten, d.h. die Erkenntnisse zur Chemikalienwirkung, gewonnen durch den Phytotoxizitätstest an Kulturpflanzen, kann auf Wildpflanzen übertragen werden.

Das graduelle Empfindlichkeitsverhalten ist artspezifisch. Dieses zeigt sich speziell unter den versuchsvorgegebenen niedrigen Konzentrationen durch unterschiedliche Reaktionsmuster auf die Chemikalie. In diesem unteren Belastungsbereich ergeben sich bezogen auf den Parameter Biomasse folgende drei Reaktionsmuster: a. Wachstumsförderung, b. Tolerieren der Chemikalieneinwirkung (keine Biomassenveränderung im Vergleich zur Kontrolle) oder c. sofort einsetzende Biomassenverminderung.

Für die Prognose einer Gefährdung von Pflanzen durch Chemikalien unter Freilandverhältnissen erweist sich die Grenzkonzentration von Bedeutung, bei der die Chemikalienwirkung auf das Pflanzenwachstum einsetzt. Hierzu empfiehlt es sich, den NOEC-Wert zu erfassen. Dieser Wert läßt sich aber nicht auf der Basis von vier Konzentrationen ermitteln wie es der deutsche Verfahrensvorschlag zum Phytotoxizitätstest vorschlägt. Die rein mathematische Ermittlung dieses Wertes als Konzentration, bei der die Grenze einer statistisch signifikanten Hemmung zur Kontrolle liegt, erweist sich wie zuvor bereits ausführlich dargestellt als nicht brauchbar. Der NOEC-Wert ist keine theoretische Größe sondern muß experimentell überprüft werden. Die experimentelle Erfassung dieses Wertes setzt voraus, daß der Phytotoxizitätstest mit ausreichender Anzahl an Konzentrationen durchgeführt wird, d.h. die vom deutschen Verfahrensvorschlag vorgesehene Untersuchung ist nur ein Range-Finding-Test. Erweist sich eine Substanz als phytotoxisch, so sollte auf der Basis der durch den Range-Finding-Test erhaltenen Ergebnissen eine Hauptprüfung durchgeführt werden. Es bietet sich an, die Konzentrationsstufen in geometrischer Staffelung zu wählen, z.B. mit einem Faktor von " $\sqrt{2}$ " wie er beim akuten Fischtest gefordert wird. Wie schon eingangs erwähnt, muß auch zur Abschätzung der Pflanzengefährdung im terrestrischen System bei der Verwendung des NOEC-Wertes berücksichtigt werden, daß der Test möglicherweise mit einer nicht hoch sensiblen Species durchgeführt worden ist und im Freiland empfindlichere Arten auftreten, die nicht durch den Eintrag von Umweltchemikalien gefährdet werden sollen. Im Ökosystem wirkt sich eine Chemikalie nicht nur auf die Biomassenproduktion, sondern z.B. auch auf die Artenzusammensetzung, Dominanz und Diversität aus.

Bei den unter Tensidbelastung an sieben Arten durchgeführten Keimungsversuchen in Petrischalen erweist sich der Parameter Keimung als sehr unsensibel. Die Tensidkonzentrationen, bei denen eine 50 %ige Keimhemmung eintritt, liegen weit über denen der in der Erdkultur aufgezogen vierzehn Tage alten Jungpflanzen. Durch die Verringerung der Oberflächenspannung haben die Tenside im unteren Belastungsbereich zunächst noch eine keimungsstimulierende Wirkung, da sie die Quellung der Samen fördern und sich die Embryonen zunächst noch vom Endosperm ernähren. Die toxische Wirkung der Tenside kommt erst in der Phase des Wurzelschiebens zum Tragen.

Berücksichtigt man die Pflanzenverfügbarkeit im Boden so ergibt sich größenordnungsmäßig eine gute Übereinstimmung der Schätzwerte für die Keimungshemmung (Keimungsversuch in Petrischalen) mit den tatsächlichen Auflaufzahlen im kontaminierten Boden (vierzehntägiger Phytotoxizitätstest).

Ein anderer Parameter, die Keimwurzellänge, die auch im Rahmen des Keimversuches erfaßt werden kann, erweist sich dagegen als hochempfindlich.

Ein Empfindlichkeitsunterschied zwischen den 14 und 42 Tage alten Pflanzen kann im Vergleich der EC-50-Werte bezogen auf die Biomasse nicht nachgewiesen werden.

Da in Abhängigkeit der physikalisch-chemischen Eigenschaften des Bodens Chemikalien im unterschiedlichen Ausmaß adsorbiert werden, ist es wichtig, die Pflanzenverfügbarkeit zu ermitteln. Aus dem Vergleich der EC-50-Werte in Erdkultur und in Hydrokultur kann die Pflanzenverfügbarkeit von TPBS im eingesetzten Boden errechnet werden. Bei einem Vergleich auf Volumenbasis ergibt sich für TPBS eine Pflanzenverfügbarkeit bei *Brassica rapa* von 5.6 % und bei *Amaranthus retroflexus* von 2.8 % und bei *Galinsoga parviflora* von 8.8 %. Daraus muß geschlossen werden, daß der überwiegende Anteil der Testchemikalie bei dem verwendeten Boden nicht pflanzenverfügbar ist, sondern an Bodenpartikeln adsorbiert vorliegt.

Um die Auswirkung von TPBS auf Struktur und Funktion zu erfassen, wurden an *Amaranthus retroflexus* exemplarisch morphologisch-anatomische sowie physiologische Veränderungen an einem ausgesuchten Parameter (Transpiration) untersucht.

Anhand elektronenmikroskopischer Untersuchungen an *Brassica rapa* und *Amaranthus retroflexus* sind folgende Ultrastrukturveränderungen nachgewiesen: Ablösungen des Plasmalemmas, sackartige Abschnürungen des Tonoplasten, Schwellungen der Mitochondrien sowie vesikuläre Strukturen im Plasma. Zwischen den Arten zeigen sich bei den Ausprägungen der einzelnen Schädigungen wiederum nur graduelle Unterschiede.

Die morphologischen Untersuchungen an *Amaranthus retroflexus* zur Stomata-Dichte und Blattfläche standen in direktem Zusammenhang mit Untersuchungen zur Transpiration. Es zeigt sich, daß die Transpirationsleistung pro Stoma signifikant zur Kontrolle verstärkt wird. Zwischen den Belastungsstufen sind in der Transpirationsleistung keine signifikanten Unterschiede festzustellen, d.h. es lassen sich für diesen Parameter keine Konzentrations-Wirkungsbeziehungen erarbeiten.

Die morphologisch-anatomischen Untersuchungen sowie die Transpirationsmessungen sind nur im Rahmen von längerfristigen Tests durchzuführen. Es zeigt sich bei diesen Untersuchungen, daß der physiologische Parameter Transpiration die Chemikalienwirkung eher, d.h. bei niedrigeren Konzentrationen, anzeigt als der Parameter Biomassenproduktion. Da die Erfassung eines solchen physiologischen Parameters aber in der Regel eines relativ großen methodischen Aufwandes bedarf, wird vorrangig die Erfassung der Wachstumshemmung im Akuttest bei den vierzehn Tage alten Pflanzen als sinnvoll angesehen.

Da das Reaktionsspektrum bezogen auf die EC-50 der Kulturpflanze gegenüber den drei Modellchemikalien im Bereich der Wildpflanzen liegt, scheint es unter Berücksichtigung der oben schon erwähnten Einschränkungen möglich, den Phytotoxizitätstest wie er im Rahmen der Stufe 1 des Chemikaliengesetzes gefordert wird, an mindestens einer Kulturpflanzenart durchzuführen und die Ergebnisse zur Chemikalienwirkung auf Wildpflanzen zu übertragen. Es erweisen sich Kulturpflanzen im Vergleich zu Wildpflanzen als günstigere Testspecies, da ihre Samen leicht beschaffbar sind und sie ein besseres Auflaufverhalten sowie eine gleichmäßigere Entwicklung zeigen. Erweist sich eine Substanz in der Stufe 1 aufgrund einer Konzentrations-Wirkungsbeziehung als phytotoxisch, so ist es durchaus sinnvoll, in der Stufe 2 die Substanzwirkung auch über die Zeit zu beobachten (Zeit-Wirkungsbeziehung). In dieser Phase der Untersuchung, in der die Phytotoxizität der Substanz (aufgrund

der Wachstumshemmung) z.T. bekannt ist, erscheinen gezielte physiologische Tests in Zusammenhang mit Struktur-Wirkungsbeziehungen empfehlenswert.

4.8 Klassifizierung terrestrischer Toxizität

Ein allgemein verbindliches Klassifizierungssystem der Ökotoxizitätsdaten im terrestrischen System gibt es zur Zeit nicht. Die fachliche Diskussion zur Erarbeitung von Einstufungskriterien ist noch nicht abgeschlossen.

Anhand von Literaturwerten soll eine Einstufung der Phytotoxizität ohne Berücksichtigung etwaiger Umweltrelevanz nur auf der Grundlage der Wirkungsdaten vorgenommen werden. Da das homogene Datenmaterial, das auf standardisierten Untersuchungen beruht, sehr gering ist, kann nur ein erster Vorschlag gemacht werden. Gleichzeitig wird deutlich, daß eine umfangreiche Sammlung von Daten noch notwendig ist, um sichere Aussagen machen zu können.

Da die meisten Stoffe vorrangig eine Gefahr für die Gewässer darstellen, hat sich der Blick für die Wirkung gegenüber aquatischen Organismen geschärft. RUDOPH & BOJE (1986) führen aus, daß sich eine Einstufung nach dem Merkmal "Gefährlich für Wasserorganismen" bei einer aquatischen Toxizität (Akut LC-50) im Bereich von <10 mg/l oder auch <1 mg/l gut begründen läßt. Aus den Untersuchungen zum 25-Stoffprogramm (beschrieben bei RUDOPH & BOJE 1986) ergeben sich für den akuten Fischtest die in der Tabelle 33 angegebenen Konzentrationsklassifizierungen. Die Klassifizierung bezieht sich jeweils auf die ermittelte LC-50.

Tab. 33: Verteilung der Akut-Fisch-LC-50-Werte auf Toxizitätsklassen (n=19).

Toxizitäts- klasse mg/l	Anteil Akut-LC-50 Tiere %
< 1	15.8
1 - ≤ 10	15.8
10 - ≤ 100	42.1
100 - ≤ 1000	21.1
> 1000	5.2

Für den terrestrischen Bereich wird des öfteren eine vergleichbare Größenordnung der kritischen Konzentration von 1 mg/kg Boden bzw. 10 mg/kg Boden erwartet. So empfiehlt Price nach EBING (1985) auf dem Symposium "Terrestrial Ecotoxicology" die Ausweitung der Pflanzenspecies bei einer Chemikalienkonzentration von 1 mg/kg Boden auf sieben Arten. Die Erwartung eines solchen Konzentrationsbereiches beruht vermutlich auf Erfahrungen mit Herbiziden, die naturgemäß eine hohe Phytotoxizität aufweisen. Legt man auch hier das 25-Stoffprogramm zugrunde (der Phytotoxizitätstest wurde nur an 23 Stoffen durchgeführt), so erkennt man, daß dies eine fälschliche Annahme ist (Tab. 34).

Für die Pflanzen ist anhand der Häufigkeiten, mit der die EC-50-Werte in den verschiedenen Konzentrationsklassen vorkommen, ersichtlich, daß nur für 2 bzw. 3 Chemikalien (8.7 % bzw. 13 %) ein Wert unter 10 mg/kg Boden ermittelt worden ist. Von diesen drei Stoffen sind zwei Herbizide. Rund 90 % der getesteten Chemikalien ergeben eine EC-50-Phytotoxizität im Bereich 10 bis ≥ 1000 mg/kg Boden. Aus dem Vergleich der ermittelten Konzentrationsklassen zum akuten Fischtest und zum Pflanzentest wird deutlich, daß die Phytotoxizität in einem sehr viel höheren Konzentrationsbereich angesiedelt ist als die Toxizität bei Fischen. Dieser Unterschied ist auch verständlich, da sich aus den Untersuchungen zur Bioverfügbarkeit von TPBS ergeben hat, daß nur 5 bis max. 10 % der Substanz für die Pflanze im Boden verfügbar sind.

Tab. 34: Verteilung der Akut-Pflanzen-EC-50-Werte und Akut-Regenwurm-EC-50-Werte auf Toxizitätsklassen, Pflanzen: *Brassica rapa*, *Avena sativa* (n=23), Regenwurm: *Eisenia foetida* (n=23).

Toxizitäts- klasse mg/kg Boden	Anteil Akut-EC-50 <i>Brassica</i> %	Anteil Akut-EC-50 <i>Avena</i> %	Anteil Akut-LC-50 <i>Eisenia</i> %
≤ 1	8.7	8.7	0.0
1 - ≤ 10	4.3	0.0	0.0
10 - ≤ 100	30.5	13.0	8.7
100 - ≤ 1000	21.7	43.5	26.1
> 1000	34.8	34.8	65.2

Beim Regenwurm (*Eisenia foetida*) zeigt sich ein noch extremeres Bild (Tab. 34). Von den 23 getesteten Stoffen liegt kein EC-50-Wert im Bereich zwischen 1 - 10 mg/kg Boden.

Die Substanzen weisen im terrestrischen System im Vergleich zum aquatischen eine stärker vernetzte Wirkung auf. Es ist eine zunehmende Komplexizität der Wirkungsorte zu beobachten, wodurch eine toxische Wirkung erst bei relativ hohen Konzentrationen im Boden ermittelt wird.

Ohne Berücksichtigung von Umweltkonzentrationen ist aufgrund der Auswertung des 25-Stoff-Programmes unter Einbeziehung beider Pflanzenarten folgende Klassifizierung vorzuschlagen:

\leq 100 mg/kg	= sehr phytotoxisch
100 - 1000 mg/kg	= phytotoxisch

Aufgrund der in den Tests eingesetzten logarithmischen Konzentrationsstufen, die von der Richtlinie zum Phytotoxizitätstest vorgesehen sind, ergibt sich eine zu große Klassenbreite. Der relevante phytotoxische Bereich ist vermutlich zwischen 100 und 200 mg/kg Boden anzunehmen, da in diesem Konzentrationsbereich 80 % (*Brassica rapa*) bzw. 50 % (*Avena sativa*) aller Meßwerte der Konzentrationsklasse liegen.

Bei einer anderen Ableitung der "Gefährlichkeit für Bodenorganismen" (BECKER 1989) wird ein Wert von 100 mg/kg Boden empfohlen. Die Ermittlung dieses Wertes basiert auch auf den Ergebnissen des 25-Stoff-Programmes (UBA 1985). Zugrunde gelegt sind die Faktoren zwischen akut-aquatischer und akut-terrestrischer Toxizität. Aus der relativen Häufigkeit der ermittelten Faktoren läßt sich ein mit großer Wahrscheinlichkeit anzunehmender faktorieller Abstand von etwa 100 zwischen aquatischer und terrestrischer Toxizität ermitteln. Legt man die toxische Wirkung an aquatischen Organismen im Bereich von 1 mg/l fest, so ergibt sich mit dem Faktor 100 für den terrestrischen Bereich eine Konzentration von etwa 100 mg/kg Boden.

Die OECD (1984) legt in ihrer Guideline 208 zur Untersuchung höherer Pflanzen eine Obergrenze von nur 100 mg/kg fest. Oberhalb dieser Konzentration ist eine Untersuchung nicht von Interesse. Diese Festlegung scheint im Widerspruch zu dem tatsächlich gefundenen phytotoxischen Wirkungsbereich zu stehen. Die angegebene Obergrenze von 100 mg/kg beruht aber auf der Überlegung, daß die

Wahrscheinlichkeit für die Exposition oberhalb dieser Konzentration im Boden gering ist. Es ist somit zwischen Konzentrationsklassifizierungen zu unterscheiden, die für die Pflanze "sehr, mäßig oder wenig toxisch" (Wirkpotential) sind und einem Klassifizierungssystem, das auf den Boden bezogen expositionsorientiert ist.

Um wissenschaftlich begründete Einstufungsgrenzen festzulegen, sind umfangreiche, zuverlässige Daten zum terrestrischen System zu erbringen. Erst mit diesen Grundlagen kann ein Bewertungskonzept erarbeitet werden. Das Symposium "Terrestrial Ecotoxicology" von 1984 (EBING 1985) schließt mit der Betrachtung ab, daß die terrestrische Ökotoxikologie in ihrer Entwicklung und mit ihren Ergebnissen noch am Anfang steht und konkrete Bewertungsempfehlungen noch nicht gegeben werden können. Auch bei der Erarbeitung der Kriterien für "Classification and Labelling of Dangerous Substances" der EG (COMMISSION OF THE EUROPEAN COMMUNITIES 1989) sind bisher keine Klassifizierungsgrenzen für den terrestrischen Bereich erarbeitet worden.

4.9 Umweltgefährlichkeit der Testsubstanzen bezogen auf das Kompartiment Boden

In diesem Kapitel soll die Umweltgefährlichkeitsabschätzung entsprechend einer gängigen Praxis dargestellt werden, bei der die Substanzwirkung auf Organismen (Wirkpotential) zu Umweltkonzentrationen in Relation gesetzt wird. Bei der Vorgehensweise zur Abschätzung des Umweltgefährlichkeitspotentials bedienen sich die Bewertungsbehörden aufgrund von Daten- bzw. auch Wissenslücken sogenannter Hilfsgrößen. Diese sind niemals völlig objektivierbar, sondern sind häufig unter pragmatischen Gesichtspunkten festgelegt worden. Das gilt für die starre Betrachtungsweise der Wirkung bezogen auf EC-50-Werte oder NOEC-Werte, aber auch auf die Festlegung sogenannter Sicherheitsfaktoren. Ergeben sich neue Erkenntnisse, so müssen ersatzweise verwendete Hilfsgrößen, die z.T. auf Konventionen begründet sind, revidiert werden.

Die Umweltrisikoabschätzung ("risk assessment") ergibt sich aus der Wahrscheinlichkeit, daß die Umweltgefährlichkeit ("hazard assessment") einer Substanz gekennzeichnet durch Exposition und Wirkung zum Tragen kommt, d.h. Biozönosen dem Stoff ausgesetzt sind und durch diesen geschädigt werden (vgl. OECD 1989). Die Be-

griffe "hazard assessment" und "risk assessment" wurden früher schon im Bereich der klassischen Toxikologie in einem abweichenden Sinne verwendet. Deshalb wird auf die Arbeit von SCHÖN (1991) zur Problematik dieser Definitionen hingewiesen.

Da die Phytotoxizität in der vorliegenden Arbeit für zwei Tenside und ein Herbizid erfaßt worden ist, soll dem Eintrag dieser ausgewählten Testchemikalien in den Boden nachgegangen werden. Prinzipiell ist für chemische Stoffe ein flächenmäßiger Eintrag in den Boden auf folgenden Wegen möglich (nach RIPPEN et al. 1985):

1. bei der Anwendung als Pflanzenschutzmittel
2. bei der Aufbringung von Klärschlamm
3. bei der künstlichen Beregnung mit Oberflächenwasser
4. durch Einbringung von leicht flüchtigen oder an Staubpartikel gebundenen Stoffen durch Niederschlag
5. mit trockener Deposition
6. als Transformationsprodukt nach Reaktionen anderer Stoffe im Boden.

Für die in der vorliegenden Untersuchung verwendeten Chemikalien sind die ersten drei Eintragswege relevant.

Für eine Expositionsabschätzung ist von folgenden Überlegungen auszugehen:

Herbizid Atrazin

Die Eintragskonzentration für das Herbizid Atrazin in den Boden ist von der gesetzlich maximal zugelassenen Aufwandmenge abzuleiten. Sie beträgt laut Pflanzenschutzmittelverzeichnis der BBA (1990) 1000 g Wirkstoff/ha/Vegetationsperiode. Die Anwendung ist zeitlich bis zum 30. Juni eines jeden Jahres begrenzt. Unter der Berücksichtigung einer Eintragstiefe von 5 cm (RIPPEN et al. 1985) und einer Dichte von 1.3 g/cm³ ergeben sich maximal 1.5 mg Atrazin/kg Boden/a. Eine mögliche Akkumulation durch mehrjährige Einträge ist hierbei noch nicht berücksichtigt.

Da für alle getesteten Pflanzenarten die EC-50-Werte von 0.026 bis 0.077 mg/kg weit unter der maximal im Boden vorliegenden Atrazin-Konzentration liegen, wird die phytotoxische Wirkung von Atrazin deutlich.

Tenside LAS und TPBS

Tenside gelangen durch Ausbringung von Klärschlämmen sowie bei der Beregnung mit Oberflächenwasser auf landwirtschaftlich genutzte Flächen. Eine mögliche LAS-Akkumulation in mit Klärschlamm behandelten Böden wird kontrovers diskutiert (vgl. MARCOMINI et al. 1988, GILBERT & KLEISER 1988, HUBER 1989).

Klärschlammausbringung:

Die über den Klärschlamm eingebrachte Menge einer chemischen Substanz ist abhängig von der Applikationsrate des Klärschlammes. Nach RIPPEN et al. (1985), der sich auf Aussagen von Naylor & Loehr stützt, wird die Applikationsrate so gewählt, daß dem Boden 100 kg Stickstoff/ha zugeführt werden. Danach werden im Mittel 11 t Frischgewicht/ha (ca. 0.55 t Trockensubstanz/ha) ausgebracht.

Im Gegensatz dazu werden nach REIMANN (1989) für die Bundesrepublik Deutschland etwa 30 % der Klärschlammmengen, die jährlich anfallen, auf landwirtschaftliche Flächen ausgebracht. Diese 30 Prozent machen jährlich 14 Mill. t. Klärschlamm (ca. 700 000 t TS/a, die ca. 5 % des FG entsprechen) aus, die auf 3 % der landwirtschaftlich genutzten Fläche ausgebracht werden. In der Bundesrepublik Deutschland (vor 1990) ergibt sich bei einem landwirtschaftlichen Gesamtflächenanteil von 137186 km² (HAEFS 1987) eine Ausbringung von 1.7 t TS Klärschlamm/ha/a auf 411 560 ha. Nach der Klärschlammverordnung dürfen auch nur 5 t TS/ha alle drei Jahre als Maximum auf landwirtschaftliche Flächen ausgebracht werden (BUNDESGESETZBLATT 1982).

Folgende Gehalte von anionischen Tensiden in Klärschlämmen sind nachgewiesen worden:

- Faulschlamm (Koblenz): 5600 mg/kg (anionische Tenside) (Vergleiche VOGL et al. 1987-1990, Wert stammt aus dem Jahr 1979)
- Belebtschlamm (Koblenz) 1200 mg/kg (anionische Tenside) (Vergleiche VOGL et al. 1987-1990, Wert stammt aus dem Jahr 1979). VOGL et al. (1987-1990) geben nicht an, ob sich die Konzentrationswerte auf Trocken- oder Frischsubstanz beziehen. Es ist davon auszugehen, daß sich die Konzentrationsangaben der Tenside auf Trockensubstanz Klärschlamm beziehen.

Aus einer anderen Quelle (HENAU et al. 1986) wird für die Bundesrepublik Deutschland durchschnittlich 6200 mg LAS/kg TS Klärschlamm angegeben (Messungen lagen zwischen 1600 bis 11800 mg/kg TS Klärschlamm). Im Vergleich dazu lag die mittlere Konzentration in den USA bei 5600 mg LAS/kg TS Klärschlamm (Messungen zwischen 5300 bis 7000 mg LAS/kg TS Klärschlamm) und in der Schweiz nach Angaben von McEVOY & GIGGER (1985) im Durchschnitt auch bei 5600 mg/kg TS Klärschlamm mit der Schwankungsbreite der Messungen von 2900 bis 11900 mg/kg TS Klärschlamm.

Für die weitere Berechnung bezogen auf die Bundesrepublik Deutschland wird der aktuellere Wert, der im Durchschnitt 6200 mg LAS/kg TS Klärschlamm beträgt, zugrunde gelegt.

Ausgehend von einer maximalen ausgebrachten Klärschlammmenge von 1.7 t TS/ha/a (siehe oben) ergibt sich für LAS eine Depositionsmenge von 10.54 kg LAS/ha/a. Umgerechnet auf das Volumen des Bodens mit einer Dichte von 1.3 g/cm³ und einer Durchmischung von 15 cm ergeben sich jährlich 5.4 mg LAS/kg Boden/a. Die anzunehmende Durchmischungstiefe wird bei RIPPEN et al. (1985) und HENAU et al. (1986) angegeben.

Bei HENAU et al. (1986) wird bei einer etwas höheren Klärschlammausbringung von 2 t TS/ha/a sowie einer Dichte von 1.2 g/cm³ eine jährliche Belastung von 7 mg/kg errechnet. Insofern wird die eigene Berechnung durch die von HENAU et al. (1986) größenordnungsmäßig bestätigt.

Zwischen der errechneten Tensid-Exposition und dem ermittelten EC-50-Wert für die empfindlichste Art *Galinsoga parviflora* (EC-50 90.1 mg/kg) gegenüber LAS ergibt sich ein Faktor von ca. 17, während für die unempfindlichste Art *Malva pusilla* (EC-50 204.2 mg/kg) ein Faktor von 38 ermittelt wird. Um die Umweltgefährlichkeit eines Stoffes einzuschätzen, wird aber nicht die EC-50, sondern der NOEC-Wert verwendet und in Relation zur Umweltkonzentration gesetzt (NOEC : Umweltkonzentration). Daraus ergibt sich ein Faktor für *Galinsoga parviflora* (Akuttest: NOEC 20 mg/kg) von ca. 4 und für *Malva pusilla* (Akuttest: NOEC 80 mg/kg) von ca. 15. Nach gängigen Überlegungen, die auch POREMSKI (1990) vertritt, soll zwischen den Daten der erweiterten Expositionsanalyse (abgeleitet aus theoretischen Analysen) bzw. den Umweltkonzentrationen (empirisch ermittelte Größen) zur NOEC der empfindlichsten

Species ein Mindestabstand entsprechend einem Faktor von 10 liegen.

Daraus ergibt sich folgende Gleichung (nach POREMSKI 1990):

$$\text{Konz}_{\text{Expo}} \text{ bzw. Umweltkonz} \leq \frac{\text{NOEC}}{10}$$

Der Faktor beruht auf folgenden Überlegungen:

- a. Laborinterne Schwankungen (Reproduzierbarkeit) sind zu beachten. Ein Faktor 10 in bezug auf die ökotoxikologischen Prüfmethoden (OECD-Testguidelines und EG-Richtlinien) ist als normal anzusehen.
- b. Hinzu kommen auch noch die Schwankungsbreiten verschiedener Laboratorien (Vergleichbarkeit). Häufige Schwankungsbreiten liegen zwischen dem Faktor 5 bis 10 (RUDOLPH & BOJE 1986).
- c. Durch die Auswahl der Testorganismen bleiben eine Vielzahl von Species und gegebenenfalls bereits bedrohter Arten unberücksichtigt.
- d. Synergistische Effekte werden außer acht gelassen.
- e. Umweltkonzentrationen unterliegen ganz allgemein periodischen Schwankungen.

Unter Einbeziehung dieses Mindestabstands (Faktor 10) ist ersichtlich, daß die maximale akzeptable Expositionskonzentration nahezu erreicht bzw. sogar überschritten ist.

Für die Festlegung der maximal akzeptablen Expositionskonzentration aus dem Verhältnis von Wirkung und Umweltkonzentration wird für das Kompartiment Wasser in der Regel die Verwendung von NOEC-Werten aus längerfristigen Tests empfohlen (RIPPEN et al. 1985, POREMSKI 1990, BLAK QZ 1990). Nur in Ausnahmefällen ist es vertretbar, daß unter Einbeziehung größerer Sicherheitsfaktoren auf die Ergebnisse der aquatischen Akuttests zurückgegriffen wird. In der Regel wird die Quotientenbetrachtung von Akut- und Expositi-

tionswerten zur Ermittlung der Dringlichkeit von längerfristigen Untersuchungen herangezogen (vgl. UBA 1990, POREMSKI 1990).

Da es sich bei den terrestrischen Tests der Stufe 1 im Rahmen des Chemikaliengesetzes nicht um längerfristige Tests handelt, bei denen sich der Beobachtungszeitraum mindestens über eine Generationsphase erstreckt, sondern um Akuttests (RIPPEN et al. 1985) (die allerdings im Vergleich zu den aquatischen Untersuchungen über einen längeren Expositionszeitraum verlaufen), muß bei der Berechnung der maximal akzeptablen Expositionskonzentration auf die Akutwerte zurückgegriffen werden. In der Regel können im Gegensatz zu den Ergebnissen der hiesigen Arbeit aufgrund weniger Versuchskonzentrationen im Akuttest nur EC-50-Werte ermittelt werden. Aufgrund dieser geringeren Qualität des Akuttestes, den Annahmen zur Expositionsberechnung und der Möglichkeit einer Akkumulation von persistenten Stoffen im Boden, ist ein Einsatz von größeren Sicherheitsfaktoren als "10" zu bedenken (vgl. EG 1989). Die wissenschaftliche Diskussion zur Bewertung von Stoffen für das terrestrische System ist in keiner Weise abgeschlossen.

Künstliche Beregnung:

Nach RIPPEN et al. (1985) gelangen bei der künstlichen Beregnung von Kulturböden mit Oberflächenwasser von 100 l/m² entsprechend jährlich 1000 m³/ha auf die Felder.

Die in der Literatur vorzufindenden Konzentrationsangaben von Tensiden werden in der Regel als methylenblauaktive Substanz pro Liter (MBAS/l) angegeben. Diese Angabe beruht auf der Analyse entsprechend dem deutschen Einheitsverfahren H 23, das anionenaktive Tenside als Methylenblau-Komplex erfaßt. Diesem Verfahren haftet ein Standardfehler an, da Huminsäuren miterfaßt werden. In den Arbeiten, die sich auf ältere Messungen beziehen, werden Durchschnittswerte von 0.1 mg MBAS/l (BUEREN & GROSSMANN 1971, LABUS 1979, HUBER & HUBER 1988) angegeben.

Von den für anionische Tenside gruppenspezifischen MBAS-Messungen kann aufgrund des bekannten prozentualen Anteils von LAS auf die konkrete LAS-Konzentration geschlossen werden. In Abhängigkeit der Probenahmeorte und der saisonalen Einflüsse wird von FISCHER (1980) und KLOPP (1987) für die Flüsse Neckar, Main, Ruhr und Rhein Konzentrationen von 0.02 bis 0.05 mg LAS/l angegeben, die unter Bedingungen der normalen Belastung ermittelt wurden. Unter Bedingungen hoher Belastung ist eine Konzentration von 0.1 mg

LAS/l anzunehmen (POREMSKI 1990, errechnet aus Daten von FISCHER 1980).

Legt man die mittlere Konzentration von 0.05 mg LAS/l zugrunde und rechnet sie auf die Wasserberechnungsmenge pro Fläche (s.o. 1000 m³/ha) um, so ergibt sich ein Wert von 50 g LAS/ha/a. Der Eintrag von Tensiden über eine künstliche Beregnung erweist sich im Vergleich zum Eintrag über Klärschlammabfuhrung als unbedeutend.

Anhand einer solchen Expositionsabschätzung wie sie exemplarisch für Atrazin und das Tensid LAS vorgestellt wurde, ist für jeden Stoff die Abschätzung einer möglichen Bodenrelevanz möglich.

Da TPBS in den heutigen Waschmitteln keine Anwendung mehr findet, kann eine Expositionsabschätzung nicht vorgenommen werden. Nach einer theoretischen Betrachtung sind für den Zeitraum, in dem TPBS noch Verwendung fand, eher höhere Expositionswerte als für LAS heutzutage anzunehmen.

5. Zusammenfassung

Die durchgeführten Ökotoxikologischen Untersuchungen an Segetalarten stellen eine Erweiterung des Phytotoxizitätstestes dar, der vom Gesetzgeber im Rahmen der Stufe 1 des Gesetzes zum Schutz vor gefährlichen Stoffen (ChemG 1980) an zwei Kulturpflanzen verlangt wird. Ziel war es, eine Validierung dieses Testes entsprechend dem deutschen Verfahrensvorschlag an ausgewählten Wildpflanzen vorzunehmen.

In Erweiterung dieses Phytotoxizitätstestes wurden drei Testchemikalien (Tenside TPBS, LAS; Herbizid Atrazin) an sechs Wildpflanzen (*Amaranthus retroflexus*, *Chenopodium album*, *Galinsoga parviflora*, *Malva pusilla*, *Nigella arvensis*, *Solanum nigrum*) untersucht. *Malva pusilla* und *Nigella arvensis* sind in der Roten Liste als "stark gefährdet" eingestuft. Zur Überprüfung der Validierung wurden die Ergebnisse mit denen der Kulturpflanze *Brassica rapa* verglichen. Um möglichst genaue Konzentrations-Wirkungsbeziehungen für den Parameter Biomasse zu ermitteln, wurden umfangreiche Konzentrationen eingesetzt. Darüberhinaus wurden verschiedene Lebensstadien der Testpflanzen untersucht und Vergleiche der Chemikalienwirkung bei Erd- und Hydrokulturbedingungen durchgeführt. Auswirkungen auf Struktur und Funktion wurden durch morphologisch-anatomische, ultrastrukturelle und physiologische Untersuchungen (Transpiration) an *Amaranthus retroflexus* unter TPBS-Einfluß beschrieben. Abschließend ist eine Abschätzung der Umweltgefährlichkeit von Atrazin und LAS für den terrestrischen Bereich vorgenommen worden.

Die Phytotoxizität der drei Testchemikalien, charakterisiert anhand der EC-50-Werte, liegt in Abhängigkeit der untersuchten Arten für TPBS zwischen 14 und 163 mg/kg Boden, für LAS zwischen 90 und 204 mg/kg Boden und für Atrazin zwischen 0.026 und 0.077 mg/kg Boden. Es zeigte sich unter der Einwirkung einer Chemikalie kein prinzipieller sondern nur ein gradueller Species-Unterschied. Der artspezifische Empfindlichkeitsunterschied macht sich besonders unter den niedrigen Tensid-Konzentrationen (bis ca. 50 mg/l) der Versuchsanordnung bemerkbar.

Der Phytotoxizitätstest entsprechend dem deutschen Verfahrensvorschlag kann für die ausgewählten Segetalspecies validiert werden. Dieser Verfahrensvorschlag stellt aufgrund seiner geforderten geringen Konzentrationsanzahl nur ein "Range-Finding-

Test" dar. Im Falle einer indizierten Toxizität sollte ein Hauptversuch mit zahlreichen Konzentrationen durchgeführt werden.

Für einen Stoff, der vermarktet werden soll, erweist sich ein experimentell ermittelter NOEC- bzw. Schwellenwert unter Berücksichtigung eines Sicherheitsfaktors für eine vorsichtige Abschätzung der einsetzenden Pflanzengefährdung unter Freilandverhältnissen als relevante Größe.

6. Literatur

- ADEMA, D.M.M. & HENZEN, L. 1989: A comparison of plant toxicities of some industrial chemicals in soil culture and soilless culture. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 18: 219-229.
- ALBERT, R. 1982: Halophyten. In: KINZEL, H. (Hrsg.): *Pflanzenökologie und Mineralstoffwechsel*: 33-215. Stuttgart (Ulmer).
- ANONYMOUS 1981: Ausgestorbene und gefährdete Tiere und Pflanzen in der Bundesrepublik Deutschland. Kurzbericht. *Naturwiss. Rundschau* 34: 473-474.
- ARDITTI, J., ERNST, R. & HEALEY, P.L. 1971: Biological effects of surfactants. *Plant. Physiol. Suppl.* 47: 31.
- BBA (BIOLOGISCHE BUNDESANSTALT FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT BERLIN DAHLEM) (Hrsg.) 1984: Richtlinien für die Prüfung und Bewertung von Stoffen im Rahmen des Gesetzes zum Schutz vor gefährlichen Stoffen (Chemikaliengesetz): Verfahrensvorschlag "Phytotoxizitätstest an einer monokotylen Pflanzenart (*Avena sativa*) und einer dikotylen Pflanzenart (*Brassica rapa* (DC.) METZG.)". (EC 50, 14 Tage). Berlin.
- BBA (BIOLOGISCHE BUNDESANSTALT FÜR LAND- UND FORSTWIRTSCHAFT BRAUNSCHWEIG) (Hrsg.) 1990: *Pflanzenschutzmittel-Verzeichnis 1990*. 1. Bearbeitet von der Abteilung Pflanzenschutzmittel und Anwendungstechnik. 38. Aufl. ISSN 0178-059X.
- BECKER, H. (Hrsg.) 1987: Untersuchung und Bewertung von Belastungen in Ökosystemen. Seminar im Rahmen des BMFT-Projektes "Aufindung von Indikatoren zur prospektiven Bewertung der Belastbarkeit von Ökosystemen" am 4. November 1985 in Berlin. *Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin-Dahlem* 234: 1-71.
- BECKER, H. 1989: Mündliche Mitteilung. Institut für Chemikalienprüfung der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin.
- BECKER, H. 1991: Bodenorganismen - Prüfungskategorien der Forschung. *UWSF - Z. Umweltchem. Ökotox.* 3: 19-24.
- BLAB, J., NOWAK, E., TRAUTMANN, W. & SUKOPP, H. (Hrsg.) 1984: Rote Liste der gefährdeten Tiere und Pflanzen in der Bundesrepublik Deutschland. 4. Aufl. *Naturschutz aktuell*. 1. Greven (Kilda).

- BLAK QZ (BUND/LÄNDER-ARBEITSKREIS "GEFÄHRLICHE STOFFE - QUALITÄTSZIELE FÜR OBERIRDISCHE GEWÄSSER") 1990: Qualitätsziele für ausgewählte gefährliche Stoffe - Grundlagen für die Bewertung. Unpubl. Manuskript.
- BLUME, H.-P., DÖRING, H.-W., LITZ, N. & THIELE, M. 1983: Verhalten des Herbizides 2,4,5-T und des Tensids LAS in Böden. In: FÜHR, F., BIEHL, H.-M. & THIELERT, W. (Hrsg.): Methoden zur ökotoxikologischen Bewertung von Chemikalien. 2: Böden und Modellsysteme. Arbeitsgemeinschaft "Böden und Chemikalien". Bericht 1979-1983. Spezielle Berichte der Kernforschungsanlage Jülich 224: 22-42. Projektträger Umweltchemikalien Jül-Spez-224. ISSN 0343-7639.
- BOCK, K.J. & WICKBOLDT, R. 1963: Untersuchungen an biologisch abbaubaren Waschrohstoffen. Seifen-Öle-Fette-Wachse 26: 870-872.
- BORNKAMM, R. 1987: Fragen der Auswertung und Bewertung floristischer Artenlisten. In: BECKER, H. (Hrsg.): Untersuchungen und Bewertungen von Belastungen im Ökosystem. Seminar im Rahmen des BMFT-Projekts "Auffindung von Indikatoren zur prospektiven Bewertung der Belastbarkeit von Ökosystemen" am 4. Nov. 1984 in Berlin. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Fortwirtsch. Berlin-Dahlem 234: 16-22.
- BORNKAMM, R. & MEYER, G. 1985: Die Wirkung chemischer Belastungen auf die Stadtvegetation. Auffindung von Indikatoren zur prospektiven Bewertung der Belastbarkeit von Ökosystemen. 6. 1. Zwischenbilanz Bericht 1981-1984. Spezielle Berichte der Kernforschungsanlage Jülich 296: 130-145. Projektträger Umweltchemikalien Jül-Spez-296.
- BORNKAMM, R. & SEELIGER, TH. 1986: Phytotoxische Wirkungen von Luftschadstoffen, Früherkennung von Schäden und ihre Verwendung zur Bioindikation. Forschungsbericht 106 07 040 im Auftrage des Umweltbundesamt.
- BRIGGS, G.G., BROMILOW, R.H. & EVANS, A.A. 1982: Relationship between lipophilicity and root uptake and translocation of non-ionised chemicals by barley. Pestic. Sci. 13: 495-504.
- BUEREN, H. & GROSSMANN, H. 1971: Grenzflächenaktive Substanzen. In: FOERST, W. & GRÜNEWALD, H. (Hrsg.): Chemische Taschenbücher 14. Weinheim (Chemie).

- BUNDESGESETZBLATT 1982: Klärschlammverordnung - AbfKlärV. Vom 25. Juni 1982: 734-736. Bonn.
- BUNDESGESETZBLATT 1991: 1. Verordnung zur Änderung der Pflanzenschutzanwendungsverordnung. Vom 22. März 1991. Bonn.
- CAIRNS, R.R. 1972: Effects of surfactants applied to samples of solonetz soil on water penetration and plant growth. Can. J. Soil Sci. 52: 267-269.
- ChemG 1980: Chemikaliengesetz vom 16. September 1980. Gesetz zum Schutz vor gefährlichen Stoffen (Chemikaliengesetz - ChemG), Sammlung des gesamten Chemikalienrechtes des Bundes und der Länder, Kommentar von Dr. jur. P. Schiwy, 1-3.
- COMMISSION OF THE EUROPEAN COMMUNITIES 1989: Working group. Classification and labelling of dangerous substances. Working document. Directorate-General Environment, Nuclear Safety and Civil Protection, Brussels.
- DEAN, C.E. 1972: Stomate density and size as related to ozone-induced weather fleck in Tobacco. Crop Science 12: 547-548.
- DELLER, B., RANFFT, K. & KIPPLINGER A. 1984: Aufnahme, Wirkung und Extrahierbarkeit von Schwermetallen in Keimpflanzenversuchen mit Sommergerste. Bodenkultur 35: 233-245.
- DEN DULK, R.P. 1960: Synthetic detergents in sewage sludge. Netherl. J. Agric. Sci. 8: 139-148.
- DOBOZY, O.K. & BARTHA, B. 1976: Non-pollutant surfactants stimulating the growth of plants. Tenside Detergents 13: 139-144.
- EBING, W. 1985: Bericht zum Symposium "Terrestrial Ecotoxicology". 12. - 14. Dez. 1984, Les Arcs, Frankreich. Fachgruppe für Pflanzenschutzmittelforschung der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin.
- EBING, W., RICHTARSKY, G., WEIGMANN, G., GRUTTKE, H., KIELHORN, U., KRATZ, W., BORNKAMM, R. & MEYER, G. 1986: Rückstandsverhalten organischer Umweltchemikalien auf städtischen Brachland-Flächen am Beispiel des Pentachlorphenols. Gesunde Pflanzen 38: 275-285.

- EG (Hrsg.) 1985: Higher plants C(L1)3 - Methods for the determination of ecotoxicity level 1 - EEC Directive 79/831 (draft). Brussels.
- EG (Hrsg.) 1989: Working Document 1. - EEC-Workshop "Systematic Assessments on Surfactants", Okt. 10. - 11.1989. Brussels.
- EGGERS, T. 1984a: Wandel der Unkrautvegetation der Äcker. Schweiz. Landw. Fo. 23: 47-61.
- EGGERS, T. 1984b: Persönliche Mitteilungen. Biologische Bundesanstalt Braunschweig.
- ELKIEY, T., ORMROD, D.P. & PELLETIER, R.L. 1979: Stomatal and leaf surface features as related to the ozone sensitivity of *Petunia* cultivars. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 104: 510-514.
- ELLENBERG, H. 1979: Zeigerwerte der Gefäßpflanzen Mitteleuropas. 2. Aufl. Scripta Geobotanica 9.
- ELLENBERG, H. 1983: Gefährdung wildlebender Pflanzenarten in der Bundesrepublik Deutschland. Forstarchiv 54: 127-133.
- ELLENBERG, H., SCHAEFER, M., WERNER, W., STICKAN, W., CONRADY, D. & STRÜVE-KUSENBERG, R. 1984: Standardmodelle und Bezugsflächen von Landökosystemen zum Testen chemischer Belastungen an konkurrierenden Pflanzen und Nahrungsketten. In: FÜHR, F., STÜTTGEN, E. & SCHEELE, B. (Hrsg.): Methoden zur ökotoxikologischen Bewertung von Chemikalien. 3. Terrestrische Systeme. Bericht 1979-1983. Spezielle Berichte der Kernforschungsanlage Jülich 274: 36-87. Projektträger Umweltchemikalien Jül-Spez-274. ISSN 0343-7639.
- ELSTNER, E.F. 1988: Schadstoffe, die über die Luft zugeführt werden. In: HOCK, B. & ELSTNER, E.F. (Hrsg.): Schadwirkungen auf Pflanzen, 2. Aufl.: 67-94. Mannheim (BI-Wissenschaftsverlag).
- ERNST, R., ARDITTI, J. & HEALEY, P.L. 1971: Biological effects of surfactants. 1. Influence on the growth of orchid seedlings. New Phytol. 70: 457-476.
- ERNST, W.H.O. 1982: Schwermetallpflanzen. In: KINZEL, H. (Hrsg.): Pflanzenökologie und Mineralstoffwechsel: 472-506. Stuttgart (Ulmer).

- FIGGE, K., KLAHN, J. & KOCH, J. 1985: Chemische Stoffe in Ökosystemen. Schr.-Reihe Verein WaBoLu 61.
- FIGGE, K. & SCHÖBERL, P. 1989: LAS and the application of sewage sludge in agriculture. Tenside Surfactants Detergents 26: 122-128.
- FINNEY, D.J. 1971: Probit analysis. 3. ed. Cambridge (Cambridge University).
- FISCHER, W.K. 1973: Prüfung von Detergenzien im Hinblick auf den aktiven Umweltschutz. Textilveredlung 8: 11-18.
- FISCHER, W.K. 1980: Entwicklung der Tensidkonzentration in den deutschen Gewässern 1960-1980. Tenside Detergents 17: 250-261.
- FISCHER, W.K. & WINKLER, K. 1976: Detergenzienuntersuchungen im Stromgebiet des Rheins 1958-1970. Vom Wasser 47: 82-129.
- FRANK, H. & FRANK, W. 1985: Chlorophyll-bleaching by atmospheric pollutants and sunlight. Naturwissenschaften 72: 139-141.
- GEHLEN, I. 1981: Die Beeinflussung von Pflanze und Boden durch im Klärschlamm vorhandene anionische Tenside. Diss. Rheinischen-Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn, landwirtschaftliche Fakultät.
- GEZO, T.A. 1986: 2. Level 1 root elongation bioassay. In: GEZO, T.A. & BRUSICK, D.J. (Hrsg.): AEERL Procedures manual: Level 1 Environmental assessment terrestrial ecological tests. US-EPA Bericht: 17-36. EPA Contract No. 68-02-2681.
- GIGON, A. 1984: Typologie und Erfassung der ökologischen Stabilität und Instabilität mit Beispielen aus Gebirgsökosystemen. Verhandlungen der Gesellschaft für Ökologie (Bern 1982) 12: 13-29.
- GILBERT, P.A. & KLEISER, H.H. 1988: Beurteilung der Umweltverträglichkeit von LAS. Tenside Surfactants Detergents 12: 128-133.
- GLOCKSHUBER, CH. 1974: Toxicological properties of surfactants. Arch. Toxicol. 32: 245-270.

- GÖRING, H., KOSHUCHOWA, S., MÜNNICH, H. & DIETRICH, M. 1984: Stomatal opening and cell enlargement in response to light and phytohormone treatments in primary leaves of red-light-grown seedlings of *Phaseolus vulgaris* L. *Plant Cell Physiol.* 25: 683-690.
- GRESSEL, J., AMMON, H.U., FOGELFORS, H., GASQUEZ, J., KAY, Q.O.N. & KEES, H. 1982: Discovery and distribution of herbicide-resistant weeds outside North America. In: LeBaron, H.M. & GRESSEL, J. (Hrsg.): *Herbicide resistance in plants*: 31-55. New York (John Wiley).
- GSF (GESELLSCHAFT FÜR STRAHLEN- UND UMWELTFORSCHUNG) 1983: Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfungsvorschriften und der Aussagekraft der Grundprüfung des ChemG. Im Auftrag des Umweltbundesamtes. Bericht eines Seminars 25./26. Februar 1982 in Neuherrberg. GSF München. ISSN-0721-1694.
- GÜNTHER, P. 1986: Ermittlung des No-effect-levels und weiterer Kenndaten der Dosis-Wirkungs-Beziehung zwischen Herbiziden im Boden und höheren Pflanzen. Diplomarbeit Universität Hannover, Fachbereich Gartenbau, Institut für Pflanzenkrankheiten und Pflanzenschutz.
- GUMIŃSKI, S., TATKOWSKA, E., SUDER-MORAW, A. & WILCZKOWSKI, S. 1972: The effect of some detergents on the increase in biomass and the accumulation of mineral components in *Solanum lycopersicum* and *Scenedesmus quadricauda*. (In polnischer Sprache). *Acta Soc. Bot. Pol.* 41: 253-264.
- HAEFS, H. (Hrsg.) 1987: *Der Fischer Weltatlas*. Frankfurt a. M. (Fischer).
- HÄFLIGER, E. 1982: Herbizidbedingte Veränderungen der Ungrasflora. *Mitt. f. d. Schweizer Landwirtschaft.* 30: 1-5.
- HEALEY, P.L., ERNST, R. & ARDITTI, J. 1971: Biological effects of surfactants. II. Influence on the ultrastructure of orchid seedlings. *New Phytol.* 70: 477-482.
- HEGI, G. 1906-1931: *Illustrierte Flora von Mitteleuropa*. München (J.F. Lehmanns).

- HEIDLER, G. 1987: Wirkung von Pflanzenschutzmitteln auf aquatische Ökosysteme. Prüfung und Bewertung im Zulassungsverfahren. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 39: 161-165.
- HEISE, M., SCHUPHAN, I. & EBING, W. 1988: Einsetzbarkeit künstlicher Modellökosysteme zum Testen von Umweltchemikalien. Durchgeführt von der Abteilung für Ökologische Chemie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin im Auftrage des Umweltbundesamtes. Forschungsbericht 106 05 033.
- HEISE, M., SCHUPHAN, I. & EBING, W. 1988: Einsetzbarkeit künstlicher Modellökosysteme zum Testen von Umweltchemikalien. Durchgeführt von der Abteilung für Ökologische Chemie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin im Auftrage des Umweltbundesamtes. Forschungsbericht 106 05 033.
- HENAU, H. de, MATTHIJS, E. & HOPPING, W.D. 1986: Linear alkylbenzene sulfonates (LAS) in sewage sludges, soils and sediments: Analytical determination and environmental safety considerations. Intern. J. Environ. Anal. Chem. 26: 279-293.
- HEYDEMANN, B., MEYER, H. & WRAGE, H. 1989: Untersuchungen zum Aufbau und zur Eignung von Semi-Freiland-Modellen ausgewählter terrestrischer und semiterrestrischer Ökosystemtypen für Tests mit Umweltchemikalien und anderen anthropogenen Einflüssen. Endbericht 1985-1989. Durchgeführt von der Abteilung Angewandte Ökologie im Biologiezentrum der Universität Kiel im Auftrage des Umweltbundesamtes. F+E-Vorhaben 106 04 018.
- HIRSCH, E. 1964: Strukturelemente von Alkylbenzolsulfonaten und ihr Einfluß auf das Verhalten von Fischen. Vom Wasser 17: 249-259.
- HOROWITZ, M. & GIVELBERG, A. 1979: Toxic effects of surfactants applied to plant roots. Pestic. Sci. 10: 547-557.
- HUBER, L. 1989: Folgerungen für eine ökologische Beurteilung von LAS. Tenside Surfactants Detergents 26: 177-179.
- HUBER, W. & HUBER, A. 1988: Schadstoffbelastung für Wasserpflanzen. In: HOCK, B. & ELSTNER, E.F. (Hrsg.): Schädwirkungen auf Pflanzen, 2. Aufl.: 118-131. Mannheim (BI-Wissenschaftsverlag).
- HURLE, K. 1978: Abbau und Persistenz von Herbiziden in Böden. Vorträge der Tagung über Umweltforschung der Universität Hohen-

- heim. Daten und Dokumente zum Umweltschutz. Sonderreihe Umwelttagung 22: 145-148.
- HURLE, K. & KEMMER, A. (Hrsg.) 1983: Biologische Testverfahren in der herbologiscchen Forschung. 15. und 16. März 1983 Stuttgart-Hohenheim. Berichte aus dem Fachgebiet Herbologie der Universität Hohenheim 24. Stuttgart.
- HUSMANN, W., MALZ, F. & JENDREYKO, H. 1963: Beseitigung von Detergenzien aus Abwässern und Gewässern. Forschungsber. Land. Nordrhein-Westfalen Nr. 1153. Köln (Westdeutscher Verlag).
- IPS (INDUSTRIEVERBAND PFLANZENSCHUTZ e.V.) 1988: Pflanzenschutzwirkstoffe und Trinkwasser. Broschüre. Frankfurt a. M..
- JÄGER, G. 1977: 4. Unkrautbekämpfungsmittel (Herbizide). In: BÜCHEL, K.H. (Hrsg.): Pflanzenschutz und Schädlingsbekämpfung: 155-188. Stuttgart (Thieme).
- JANETSCHKE, H. (Hrsg.) 1982: Ökologische Feldmethoden. Stuttgart (Ulmer).
- KARNOVSKY, M.J. 1965: A formaldehyde/glutaraldehyde fixative of high osmolarity for use in electron microscopy. J. Cell Biol. 27: 137 A.
- KELKA, H. (Hrsg.) 1977: Chemie 2. Angewandte Chemie. Fischer-Lexikon A-Z. Frankfurt a.M. (Fischer).
- KICK, H. 1976: Anwendungsbereich und Voraussetzung für Schlammverwertung im Landbau. Ber. Abwassertechn. Verein. 28: 381-388.
- KLAPP, E. 1944: Lehrbuch des Acker- und Pflanzenbaues. 2. Aufl. Berlin (Parey).
- KLOPP, R. 1987: Entwicklung der Tensid-Belastung der unteren Ruhr. gwf-Wasser/Abwasser 128: 117-122.
- KNACKER, TH., LEBERTZ, H., KLÖPFER, W., ZIETZ, E., BRODSKY, J., OPPELT, B., HILT, J., SPYCHALA, U., REIFENBERG, P., MILLHOFF, H. & KOHL, E.-G. 1989: Experimentelle Bestimmung von Stoffdaten zur Einstufung "umweltgefährlich". 1. Durchgeführt vom Battelle-Institut im Auftrage des Umweltbundesamtes. F+E-Vorhaben 106 04 030.

- KNACKER, TH., SCHNALLNASS, H.-J., MARCINKOWSKI, A., FÖRSTER, B. & VINCENA, R. 1990: Einsetzbarkeit seminaturlicher (terrestrischer) Systeme für die Bewertung der Umweltgefährlichkeit nach dem ChemG. 1. Durchgeführt vom Battelle-Institut im Auftrage des Umweltbundesamtes. F+E-Vorhaben 106 03 069.
- KNIE, J., HÄLKE, A., JUHNKE, I. & SCHILLER, W. 1983: Ergebnisse der Untersuchungen von chemischen Stoffen mit vier Biotests. DGM 27: 77-79.
- KNUDSON BUTLER, L. & TIBBITTS, T.W. 1979: Stomatal mechanisms determining genetic resistance to ozone in *Phaseolus vulgaris* L. J. Amer. Soc. Hoc. Sci. 104: 213-216.
- KOCH, W. 1970: Unkrautbekämpfung. Stuttgart (Ulmer).
- KOCH, W. & HURLE, K. 1978: Grundlagen der Unkrautbekämpfung. Stuttgart (Ulmer).
- KÖRDEL, W., KUHNEN-CLAUSEN, D., FABIG, W. & OTTO, F. 1984: Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfungsvorschriften und der Aussagekraft der Stufen 1 und 2 des ChemG. Durchgeführt am Fraunhofer-Institut für Toxikologie und Aerosolforschung. Forschungsbericht 106 04 011/01 im Auftrage des Umweltbundesamtes Berlin.
- KÖRDEL, W., SCHOENE, K., BRUCKERT, J., PFEIFFER, U., SCHREIBER, G., RITTMANN, D., HOCHRAINER, D., OTTO, F., SPIEGELBERG, TH., FINGERHUT, R., KUHNEN-CLAUSEN, D. & KÖNIG, J. 1981a: Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfvorschriften und der Aussagekraft des E.ChemG. I. FHG-ITA Forschungsbericht 10704006/02. Im Auftrage des Umweltbundesamt.
- KÖRDEL, W., SCHOENE, K., BRUCKERT, J., PFEIFFER, U., SCHREIBER, G., RITTMANN, D., HOCHRAINER, D., OTTO, F., SPIEGELBERG, TH., FINGERHUT, R., KUHNEN-CLAUSEN, D. & KÖNIG, J. 1981b: Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfvorschriften und der Aussagekraft des E.ChemG. III. FHG-ITA Forschungsbericht 10704006/02. Im Auftrage des Umweltbundesamt.
- KORSMO, E. 1930: Unkräuter im Ackerbau der Neuzeit. Biologische und praktische Untersuchungen. Berlin (Springer).

- KORTE, F. (Hrsg.) 1987: Ökologische Chemie. Grundlagen und Konzepte für die ökologische Beurteilung von Chemikalien. Stuttgart (Thieme).
- KORTE, F. & FREITAG, D. 1984: Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfungsvorschriften und der Aussagekraft der Stufen 1 und 2 des E. ChemG. Durchgeführt bei der Gesellschaft für Strahlen- und Umweltforschung. Forschungsbericht 106 04 011/02 im Auftrage des Umweltbundesamtes Berlin.
- KOSHUCHOWA, S., MÜNNICH, H. & GÖRING, H. 1979: Einfluß von Chlorcholinchlorid und Ethrel auf Zellteilung und Zellstreckung bei Primärblättern von Weizenkeimlingen. *Biologia Plantarum* (Praha) 21: 42-50.
- KREEB, K. 1977: Methoden der Pflanzenökologie. Stuttgart (G. Fischer).
- KÜPPERS, K. & BÖING, H. 1984: Untersuchungen zur Ermittlung und Bewertung des Einflusses gasförmiger Luftverunreinigungen auf Modell-Pflanzengemeinschaften. In: FÜHR, F., STÜTTGEN, E. & SCHEELE, B. (Hrsg.): Methoden zur ökotoxikologischen Bewertung von Chemikalien. 3. Terrestrische Systeme. Bericht 1979-1983. Spezielle Berichte der Kernforschungsanlage Jülich 274: 107-124. Projektträger Umweltchemikalien Jül-Spez-274. ISSN 0343-7639.
- KUHNT, G. & KNIEF, K. 1991: Ökologisches Verhalten von Tensiden in Böden. Geographisches Institut der Christian-Albrechts-Universität zu Kiel, Regionale Entwicklung- und Umweltplanung. Forschungsbericht im Auftrage des Umweltbundesamtes Berlin.
- KUTSCHERA, L. 1960: Wurzelatlas mitteleuropäischer Ackerunkräuter. 2. Aufl. Frankfurt a. M. (DLG).
- LABUS, B.C. 1979: Der Einfluß des Waschrohstoffs Marlon A (anionisches Tensid) auf das Wachstum und die Nettophotosynthese verschiedener submerser makrophytischer Wasserpflanzen unter besonderer Berücksichtigung primärer Standortsfaktoren. Diss. Universität Hohenheim, Fachbereich Pflanzenproduktion.
- LABUS, B.C. & KOHLER, A. 1981: Die Rolle einiger primärer ökologischer Faktoren bei Nettophotosynthesemessungen zur Prüfung der Wirkung von Umweltchemikalien auf submerse Makrophyten (un-

- ter besonderer Berücksichtigung der Wirkung eines linearkettigen anionenaktiven Tensids). *Limnologica* (Berlin) 13: 373-398.
- LANGE, O.L. & MEYER, A. 1979: Mittäglicher Stomataschluß bei Aprikose (*Prunus armeniaca*) und Wein (*Vitis vinifera*) im Freiland trotz guter Bodenwasserversorgung. *Flora* 168: 511-528.
- LARCHER, W. 1980: Ökologie der Pflanzen. 3. Aufl. Uni-Taschenbücher 232. Stuttgart (Ulmer UTB).
- LAUTEN, H. 1964: Untersuchungen über den Einfluß synthetischer, grenzflächenaktiver Stoffe auf Pflanzen und ihre Abbaubarkeit im Boden. Diss. Rheinischen-Friedrich-Wilhelms-Universität Bonn, landwirtschaftliche Fakultät.
- LAW, J.P. jr., BLODDWORTH, M.E. & RUNKLES J.R. 1966: Reactions of surfactants with montmorillonitic soils. *Soil Sci. Soc. Amer. Proc.* 30: 327-332.
- LITZ, N., DOERING, H.W., THIELE, M. & BLUME, H.-P. 1987: The behaviour of linear alkylbenzenesulfonate in different soils: A comparison between field and laboratory studies. *Ecotoxicology and Environmental Safety* 14: 103-116.
- LORENZ, R.J. 1984: Grundbegriffe der Biometrie. Stuttgart (G. Fischer).
- LÜTTGE, U., SELNER, M., SCHNABL, H. & ZIMMERMANN, U. 1984: Ökotoxikologische Bewertung von Umweltchemikalien und Entwicklung von biologischen Testsystemen aufgrund der Eigenschaften pflanzlicher Membranen. *GIT-Suppl.* 4: 36-42.
- MAC DOWELL, F.D.H. 1963: Effect of non-ionic surfactants on tobacco roots. *Can. J. Bot.* 41: 1281-1287.
- MARCOMINI, A., CAPEL, P.D., GIGER, W. & HÄNI, H. 1985: Residues of detergent-derived organic pollutants and polychlorinated biphenyls in sludge-amended soil. *Naturwissenschaften* 75: 460-462.
- McEVOY, J. & GIGER, W. 1985: Accumulation of linear alkylbenzenesulfonate surfactants in sewage sludges. *Naturwissenschaften* 72: 429-431.
- METZNER, H., FISCHER, K. & AMANN, M. 1985: Entwicklung eines Testverfahrens für das ChemG. Analyse von Störungen des Pflanzen-

stoffwechsels. Durchgeführt vom Institut für Chemische Pflanzenphysiologie der Universität Tübingen im Auftrage des Umweltbundesamtes. Forschungsbericht 106 07 048.

MIYAKE, Y., UNO, Y. & KUME, H. 1974: Influence of stomatal behavior on ozone injury of Tobacco leaves. *Tob. Sci.* 28: 85-87.

MORISON, J.I.L. 1987: Plant growth and CO₂ history. *Nature* 327: 617-618.

NÁDASY, M., DOBOZY, O.K., BARTHA, B., PÁLFI, D. & KÖLCSEI, M. 1973: Anwendung von Tensiden in der Landwirtschaft. 8th Int. Congr. Surface Active Agents, Zürich 1972: 463-471.

NEUMAN, J. & JAGENDORF, A. 1965: Uncoupling photophosphorylation of detergents. *Biochim. Biophys. Acta* 109: 382-389.

NOACK, S. & REICHMUTH, C. 1978: Ein rechnerisches Verfahren zur Bestimmung von beliebigen Dosis-Werten eines Wirkstoffes aus empirisch ermittelten Dosis-Wirkungs-Daten. *Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch. Berlin-Dahlem* 185: 1-49.

NULTSCH, W. 1974: Allgemeine Botanik. Stuttgart (Thieme).

OECD (Hrsg.) 1984: OECD-Guideline for testing of chemicals. Terrestrial plants, growth tests. No. 208. Paris (Publication Office).

OECD (Hrsg.) 1989: Report of the OECD Workshop on ecological effects assessment. OECD Environmental Monographs 26. - Paris (Publication Office).

PARR, J.F. & NORMAN, A.G. 1964: Effects of nonionic surfactants on root growth and cation uptake. *Plant Physiology* 39: 502-507.

PERKOW, W. 1988: Wirksubstanzen der Pflanzenschutz- und Schädlingsbekämpfungsmittel. 2. Aufl. Hamburg (Parey).

PESTEMER, W. 1983: Methodenvergleich zur Bestimmung der Pflanzenverfügbarkeit von Bodenherbiziden. *Ber. Fachg. Herbologie* 24: 85-96.

- PESTEMER, W. & AUSPURG, B. 1986: Eignung eines Testpflanzensortiments zur Risikoabschätzung von Stoffwirkungen auf höhere Pflanzen im Rahmen des Chemikaliengesetz. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutz. (Braunschweig) 38: 120-125.
- PESTEMER, W. & GÜNTHER, P. 1988: Mathematisch-statistische Modellierung von Dosis-Wirkungs-Beziehungen und der Expositionszeit zur Bewertung phytotoxischer Effekte auf höhere Pflanzen. Zwischenbericht. Projektträger KFA Jülich. BMFT-Forschungsbericht 0 330984B.
- PESTEMER, W. & GÜNTHER, P. 1989: Mathematisch-statistische Modellierung von Dosis-Wirkungs-Beziehungen und des Einflusses der Expositionszeit zur Bewertung phytotoxischer Effekte auf höhere Pflanzen. Abschlußbericht. Projektträger KFA Jülich. BMFT-Forschungsbericht 0 330984B.
- POHLA-GUBO, G. & ADAM, H. 1982: Der Einfluß des anionischen Tensids Na-alkyl-benzolsulfonat (LAS) auf die Kopf-Epidermis juveniler Regenbogenforellen (*Salmo gairdneri* Richardson). Zool. Anz. (Jena) 209: 97-110.
- POLYAKOV, A.A., NAURYZBAYEV, I.B., VALEEV, F.D. & KULIKOVSKY, A.V. 1973: Disinfecting effect of hydrogen peroxide and mixtures of hydrogen peroxide with a surface-active substance on the ultrastructure of *E. coli*. (in russischer Sprache). Tr. Vses. Nauchno-Issled. Inst. Vet. Sanit. 45: 230-234.
- POREMSKI, H.-J. 1990: Mündliche Mitteilungen. Umweltbundesamt Berlin.
- RANFFT, K., DELLER, B. & KIPPLINGER, A. 1982a: Wirkung der Pestizidbelastung unterschiedlicher Böden auf Gerstenkeimpflanzen. 1. Mitteilung: Schadsymptome der Testpflanzen. Landwirtschaft. Forschung 35: 220-226.
- RANFFT, K., DELLER, B. & KIPPLINGER, A. 1982b: Wirkung der Pestizidbelastung unterschiedlicher Böden auf Gerstenkeimpflanzen. 2. Mitteilung: Pflanzenaufnahme und Verbleib der Wirkstoffe. Landwirtschaft. Forschung 35: 227-237.
- RASCHKE, K. 1975: Stomatal action. Ann. Rev. Plant Physiol. 26: 309-340.

REIMANN, D.O. 1989: Klärschlammentsorgung. Probleme und Möglichkeiten. UWSF - Z. Umweltchem. Ökotox. 1: 31-32.

REISCHL, A., REISSINGER, M. & HUTZINGER, O. 1989: Organische Luftschadstoffe und ihre Bedeutung für die terrestrische Vegetation. UWSF - Z. Umweltchem. Ökotox. 2: 32-41.

REYNOLDS, E.S. 1963: The use of lead citrate at high pH as an electron-opaque stain in electron microscopy. J. Cell Biol. 17: 208-213.

RIEPERT, F. 1984: Ist Risikoabschätzung von Stoffwirkungen auf Ökosysteme mit Hilfe einfacher standardisierter Prüfungen an einzelnen Arten möglich? Angew. Botanik 58: 217-226.

RIPPEN, G., DUMPERT, K., KLÖPFFER, W. & SCHÖNBORN, W. 1985: Systemanalytische Erprobung von Modellen zur Bewertung der Umweltverträglichkeit von neuen Stoffen nach dem Chemikaliengesetz. Im Auftrag des Umweltbundesamtes (FE-Vorhaben 85 - 106 040 20) durchgeführt am Battelle-Institut.

RIPPEN, G., FRANK, R., ZIETZ, E. & HACHMANN, R. 1987a: Produktionsmengen und Verwendung chemischer Stoffe. Battelle-Institut. Im Auftrage des Umweltbundesamtes. Forschungsbericht 87-106 01 025.

RIPPEN, G., ZIETZ, E., FRANK, R., KNACKER, T. & KLÖPFFER, W. 1987b: Do airborne nitrophenols contribute to forest decline? Environ. Technol. Letters 8: 475-482.

RIPPEN, G., ZIETZ, E., SCHÖNBORN, W., FRISCHE, R. & KLÖPFFER, W. 1982: Merkblätter über Referenzchemikalien. 2. Aufl. Battelle-Institut e.V., Frankfurt a. M. im Auftrag der KFA Jülich, Projektträgerschaft Umweltchemikalien.

RÖMBKE, J. & KNACKER, TH. 1989: Aquatic toxicity test for enchytraeids. Hydrobiologia 180: 235-242.

RÖMBKE, J., SPYCHALA, U. & ZEHNER, R. 1988: Entwicklung eines Reproduktionstestes an Bodenorganismen. Enchytraeen. Abschlußbericht, Dez. 1988. Durchgeführt am Battelle-Institut im Auftrage des Umweltbundesamt. Forschungsbericht 106 03 051/01.

RÖMPP, H. (Hrsg.) 1977: Taschen-Lexikon der Chemie, ihrer Randgebiete und Hilfswissenschaften. Stuttgart (Thieme).

- ROTINI, O.T. & GALOPPINI, C. 1964: Les détergents synthétiques, le sol et les cultures. 4th Internat. congress on surface active substances, Bruxelles: 451-460.
- RUDOLPH, P. 1987: Grundlagen einer Ökotoxikologischen Bewertung der Prüfungen an Vögeln nach dem Chemikaliengesetz. Ökol. Vögel 9: 131-141.
- RUDOLPH, P. & BOJE, R. 1986: Ökotoxikologie: Beurteilungen von Umweltgefährdungen nach dem Chemikaliengesetz. Angewandter Umweltschutz. Landsberg/Lech (Ecomed).
- RUGE, U. 1966: Gärtnerische Samenkunde. Berlin (Parey).
- RYAN, G.F. 1970: Resistance of common groundsel to simazine and atrazine. Weed Science 18: 614-616.
- SCHAEFER, E. & GLÄNZER, U. 1976: Experimentelle Untersuchungen über die Reaktion von höheren Wasserpflanzen auf Tenside. Arch. Hydrobiol. 78: 468-481.
- SCHÄRER, E. 1983: Entwicklung und Erprobung eines terrestrischen Modellökosystems bestehend aus einer Vegetationskammer und einem Agrarökosystem-Modellausschnitt. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Fortwirtsch. Berlin-Dahlem 215: 1-169.
- SCHEFFER, F. & SCHACHTSCHABEL, P. 1984: Lehrbuch der Bodenkunde. 11. Aufl. Stuttgart (Enke).
- SCHEUNERT, I. & KORTE, F. 1985: Interactions in the fate of chemicals in terrestrial systems. Ecotoxicology and Environmental Safety 9: 385-391.
- SCHLICHTING, E. & BLUME, H. 1966: Bodenkundliches Praktikum. Hamburg (Parey).
- SCHLOSSER, H.J. 1987: Bewertungsprobleme bei der Bearbeitung der "Literaturstudie über Kriterien für ökotoxikologische Untersuchungen der Belastungen von Ökosystemen". In: BECKER, H. (Hrsg.): Untersuchungen und Bewertungen von Belastungen im Ökosystem. Seminar im Rahmen des BMFT-Projekts "Auffindung von Indikatoren zur prospektiven Bewertung der Belastbarkeit von Ökosystemen" am 4. Nov. 1984 in Berlin. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Fortwirtsch. Berlin-Dahlem 234: 6-15.

- SCHLOSSER, H.J. 1988: Auswertung ökotoxikologischer Forschungen zur Belastung von Ökosystemen durch Chemikalien. BMFT Förderkennzeichen 03 7393 4, durchgeführt an der Biologischen Bundesanstalt Berlin-Dahlem.
- SCHLOSSER, H.J. & BECKER, H. 1986/87: Ökotoxikologie - Ergebnisse der Forschung zur ökologischen Wirkung von Chemikalien. Broschüre. Projektleitung Biologie, Ökologie, Energie (PBE) der Kernforschungsanstalt Jülich GmbH.
- SCHÖN, N. 1991: Risikobetrachtung: Probleme, Definitionen, Methoden im Zuge der Altstoff-Bewertung. Schwerpunktthema III: Altstoffproblematik. UWSF - Z. Umweltchem. Ökotox. 3: 180-183.
- SCHUMACHER, W. 1984: Gefährdete Ackerwildkräuter können auf ungespritzten Feldrändern erhalten werden. Mitt. LÖLF 9: 14-20.
- SCHUMACHER, W. 1987: Measures taken to preserve arable weeds and their associated communities in Central Europe. BCPC Monograph 35: 109-112.
- SCHUPHAN, I. 1987: Herbizidresistente Unkräuter und Kulturpflanzen, Risiko und Nutzen. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 39: 135-137.
- SCHWEIGER, G. 1983: Wirkung von Pentachlorphenol, HgCl_2 und Natrium-Dodecylbenzolsulfonat auf die passive Membranpermeabilität von Rote Beete Gewebescheiben in Rhein- und Teichwasser. Angew. Botanik 57: 391-402.
- SCHWEIGER, G., SELLNER, M., GOLLE, B. & LÜTTGE, U. 1983: Effects of ecotoxicological chemicals on passive plasmalemma permeability in plants. Ecotoxicology and Environmental Safety 7: 366-372.
- SPURR, A.R. 1969: A low-viscosity epoxy embedding medium for electron microscopy. J. Ultrastruc. Res. 26: 31-43.
- STACHE, H. (Hrsg.) 1979: Tensid-Taschenbuch. München (C. Hanser).
- STACHE, H. & GROSSMANN H. 1985: Waschmittel. Aufgaben in Hygiene und Umwelt. Berlin (Springer).

- STÄRK, G. & STAUFF, J. 1986: Anreicherung hochmolekularer Peroxide auf Fichtennadeln in Reinluftgebieten. STAUB-Reinhalt. Luft 46: 396-400.
- STRYCKERS, J.M.T. 1979: Veränderungen in der (Un)Krautflora durch Herbizidanwendung. Proc. EWRS Symp. "The influence of different factors of the development and control of weeds". Mainz 1979: 25-38.
- SURBER, E. 1961: Über die Wirkung von Netzmitteln (grenzflächenaktiven Stoffen) auf die Keimung von Fichtensamen. Mitt. Schweiz. Anstalt forstl. Versuchswesen 37: 355-370.
- SWISHER, R.D. 1970: Surfactant biodegradation. New York (M. Dekker).
- TATKOWSKA, E. & TOPOROWSKA, E. 1978: The effect of detergents on cultures of *Spirodela polyrrhiza* (L.) Schleiden under aseptic conditions. Ekol. Pol. 26: 221-229.
- TURNER, N.C. 1981: Techniques and experimental approaches for the measurements of plant water status. Plant Soil 58: 339-366.
- UBA (UMWELTBUNDESAMT) (Hrsg.) 1983: Ökotoxikologische Testverfahren. Stufe 2 ChemG. UBA-Texte 27/83. Berlin.
- UBA (UMWELTBUNDESAMT) (Hrsg.) 1984: Jahresbericht 1984. Berlin.
- UBA (UMWELTBUNDESAMT) (Hrsg.) 1985: Überprüfung der Durchführbarkeit von Prüfungsvorschriften und der Aussagekraft der Stufe 1 und 2 ChemG. "25-Stoffe-Programm". Seminarunterlagen. Abschlußseminar 17./18. Januar 1985 in Berlin. FE-Vorhaben 10604011/01 bis 08. Berlin.
- UBA (UMWELTBUNDESAMT) (Hrsg.) 1986: Chemikaliengesetz: Prüfung und Bewertung von Stoffen auf ihre Umweltgefährlichkeit. 1. Aufl. UBA-Texte 26/86. Berlin.
- UBA (UMWELTBUNDESAMT) (Hrsg.) 1989: Prüfung und Bewertung von Stoffen auf ihre Umweltgefährlichkeit. Ermittlung multivariater Struktur-Toxizitäts-Beziehungen umweltrelevanter Biotestsysteme und Chemikalienklassen (Phenole, Aniline, Aliphaten). UBA-Texte 40/89. Berlin.

- UBA (UMWELTBUNDESAMT) (Hrsg.) 1990: Chemikaliengesetz. 9. Grundzüge der Bewertung von Neuen Stoffen nach dem ChemG. 1. Fortschreibung 1990. Texte 28/90 Umweltbundesamt Berlin.
- ULLMANN, I. 1985: Tageslänge von Transpiration und stomatärer Leitfähigkeit Sahelischer und Saharischer Akazien in der Trockenzeit. Flora 176: 383-409.
- VAN HAUT, H. 1972: Testkammerverfahren zum Nachweis phytotoxischer Immissionskomponenten. Environ. Pollut. 3: 123-132.
- VAN HAUT, H. & PRINZ, B. 1979: Beurteilung der relativen Pflanzenschädlichkeit organischer Luftverunreinigungen im LIS-Kurzzeit-test. STAUB-Reinhalt. Luft 39: 408-413.
- VAN HAUT, H., PRINZ, B. & HÖCKEL, F.E. 1979: Ermittlung der relativen Phytotoxizität von Luftverunreinigungen im LIS-Kurzzeit-test. Verschiedene organische Komponenten und Ammoniak. Schriften. Landesanst. Immissionsschutz Nordrhein-Westfalen 49: 29-65.
- VANDONI, M.V. & GOLDBERG FEDERICO, L. 1973: Influenza dei dodecilbenzensolfonati sulla germinazione sul primo sviluppo di vegetali superiori. Riv. Ital. Sostanze Grasse 50: 357-364.
- VOGL, J., HEIGL, A. & SCHÄFER, K. 1987-1990: Handbuch des Umweltschutzes. 2. Aufl. (Lose-Blatt-Ausgabe). Landsberg/Lech (Ecomed).
- VOLLMER, G. & FRANZ, M. 1985: Chemische Produkte im Alltag. Stuttgart (Thieme).
- WAGNER, E., VOLLBRECHT, P., JANISTYN, B., GROSS, K. & WOERTH, J. 1987: Monoterpenvermittelte Zerstörung des Photosyntheseapparates von Waldbäumen. AFZ 27,28,29: 705-708.
- WALLNÖFER, P.R. & ENGELHARDT, G. 1988: Schadstoffe, die aus dem Boden aufgenommen werden. In: HOCK, B. & ELSTNER, E.F. (Hrsg.): Schadwirkungen auf Pflanzen, 2. Aufl.: 95-117. Mannheim (BI-Wissenschaftsverlag).
- WANG, W. 1985: Use of millet root elongation for toxicity tests of phenolic compounds. Environmental. International. 11: 95-98.

WEBER, E. 1980: Grundriß der biologischen Statistik. 8. Aufl.
Stuttgart (G. Fischer).

WEIGMANN, G. (Red.), BORNKAMM, R., EBING, W., GRUTTKE, H., HAQUE,
A., KIELHORN, U., KRATZ, W., MEYER, G., RICHTARSKY, G. & SCHU-
PHAN, I. 1986: Wirkung und Verbleib von PCP-Na in einem Brach-
land-Ökosystem. Abschlußbericht. Im Auftrage des BMFT, Projekt-
träger KFA Jülich, Forschungsvorhaben 03 7288, 03 7289, 03
7294.

WOLF, E. 1983: Die Prüfung und Zulassung von Pflanzenschutzmit-
teln. Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Fortwirtsch. Berlin-Dahlem
216: 1-50, IV Anhänge.

WOODWARD, F.I. 1987: Stomatal numbers are sensitive to increases
in CO₂ from pre-industrial levels. Nature 327: 617-618.

YOUNGMAN, R.J. & ELSTNER, E.F. 1988: Herbizide. In: HOCK, B. &
ELSTNER, E.F. (Hrsg.): Schadwirkungen auf Pflanzen, 2. Aufl.:
132-151. Mannheim (BI-Wissenschaftsverlag).

A n h a n g

Anhang 1

TPBS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

I,1

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 07.08.85
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	212,00	33,39	100,00	15,75	4
10,00	233,03	22,51	109,92	10,62	4
20,00	217,13	14,56	102,42	6,87	4
50,00	211,64	18,83	99,83	8,88	4
100,00	158,29	20,82	74,67	9,82	4
200,00	17,99	2,54	8,49	1,20	4
500,00	11,88	4,77	5,60	2,25	4
800,00	0,00				0

I,2

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.08.85
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	97,82	1,91	100,00	1,95	4
10,00	103,10	13,41	105,40	13,71	4
20,00	107,82	14,85	110,22	15,18	4
50,00	109,54	1,94	111,98	1,98	4
100,00	18,08	2,32	18,48	2,37	4
200,00	2,78	0,19	2,84	0,19	3
500,00	0,00				0
800,00	0,00				0

I,3

Art: <i>CHENOPODIUM ALBUM</i>					Datum: 07.08.85
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	114,00	7,53	100,00	6,61	4
10,00	129,32	13,07	113,44	11,46	4
20,00	130,43	16,37	114,41	14,36	4
50,00	138,54	21,43	121,53	18,80	4
100,00	29,19	9,80	25,61	8,60	4
200,00	3,35	0,72	2,94	0,63	4
500,00	0,00				0
800,00	0,00				0

Anhang 2

TPBS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

I,4

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>					Datum: 09.08.85
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	120,84	30,71	100,00	25,41	4
10,00	75,96	31,15	62,86	25,78	4
20,00	105,21	23,09	87,07	19,11	4
50,00	17,75	10,31	14,69	8,53	4
100,00	2,75	0,35	2,28	0,29	2
200,00	1,25	1,06	1,03	0,88	2
500,00	0,00				0
800,00	0,00				0

I,5

Art: <i>SOLANUM NIGRUM</i>					Datum: 09.08.85
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	154,21	8,75	100,00	5,67	4
10,00	170,49	17,50	110,56	11,35	4
20,00	172,04	13,49	111,56	8,75	4
50,00	136,60	5,64	88,58	3,66	4
100,00	40,45	2,30	26,23	1,49	4
200,00	7,10	0,86	4,60	0,56	4
500,00	0,00				0
800,00	0,00				0

I,6

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 15.05.86
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	118,74	12,19	100,00	10,27	5
1,00	117,44	8,41	98,91	7,08	4
5,00	124,54	13,19	104,88	11,11	5
10,00	143,57	14,08	120,91	11,86	5
20,00	148,24	12,76	124,84	10,75	5
50,00	146,97	3,12	123,77	2,63	5
65,00	132,82	8,99	111,86	7,57	5
80,00	95,93	28,82	80,79	24,27	5
100,00	29,09	5,61	24,50	4,72	5
150,00	6,98	0,58	5,88	0,49	5
200,00	2,86	1,42	2,41	1,20	5

TPBS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

Art: <i>MALVA PUSILLA</i>		(A)	Datum: 24.04.86			I,7
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe	
Kontrolle	133,89	9,90	100,00	7,39	4	
10,00	140,61	6,30	105,02	4,71	4	
20,00	140,29	3,70	104,78	2,76	4	
50,00	147,82	8,60	110,40	6,42	4	
80,00	125,82	7,80	93,97	5,83	4	
100,00	104,49	16,60	78,04	12,40	4	
150,00	59,75	2,90	44,63	2,17	4	
200,00	25,72	4,50	19,21	3,36	4	

Art: <i>MALVA PUSILLA</i>		(B)	Datum: 02.07.86			I,8
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe	
Kontrolle	85,07	0,51	100,00	0,60	4	
10,00	84,90	8,06	99,80	9,47	4	
20,00	79,43	3,20	93,37	3,76	4	
50,00	89,04	9,17	104,67	10,78	4	
80,00	78,36	1,78	92,11	2,09	4	
100,00	72,42	6,63	85,13	7,79	4	
150,00	40,96	0,82	48,15	0,96	4	
200,00	13,42	3,65	15,78	4,29	4	

Art: <i>NIGELLA ARVENSIS</i>		(A)	Datum: 23.04.86			I,9
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe	
Kontrolle	46,82	12,80	100,00	27,34	3	
10,00	40,07	11,20	85,58	23,92	3	
20,00	39,28	10,16	83,90	21,70	3	
50,00	30,27	3,20	64,65	6,83	3	
80,00	24,06	0,50	51,39	1,07	3	
100,00	20,06	5,70	42,84	12,17	3	
150,00	16,61	7,28	35,48	15,55	3	
200,00	7,38	1,80	15,76	3,84	3	

Anhang 4

TPBS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

I,10

Art: *NIGELLA ARVENSIS* (B)

Datum: 26.06.86

TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	43,07	0,83	100,00	1,93	4
10,00	44,73	4,66	103,85	10,82	4
20,00	45,03	3,04	104,55	7,06	3
50,00	34,95	4,08	81,15	9,47	4
80,00	32,19	5,26	74,74	12,21	4
100,00	26,59	5,74	61,74	13,33	4
150,00	13,71	1,86	31,83	4,32	4
200,00	10,17	1,61	23,61	3,74	4

TROCKENGEWICHT je Pflanze & Topf

I,11

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

Datum: 15.05.86

TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	17,48	2,20	100,00	12,59	5
1,00	18,62	2,72	106,52	15,56	4
5,00	18,37	2,67	105,09	15,27	5
10,00	21,50	2,14	123,00	12,24	5
20,00	22,63	1,86	129,46	10,64	5
50,00	21,69	0,84	124,08	4,81	5
65,00	14,16	6,03	81,01	34,50	5
80,00	11,74	4,53	67,16	25,92	5
100,00	3,56	0,95	20,37	5,43	4
150,00	1,06	0,13	6,06	0,74	5
200,00	0,69	0,12	3,95	0,69	5

I,12

Art: *MALVA PUSILLA* (A)

Datum: 24.04.86

TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	18,29	1,71	100,00	9,35	4
10,00	19,29	0,78	105,47	4,26	4
20,00	18,29	0,42	100,00	2,30	4
50,00	17,68	2,34	96,66	12,79	4
80,00	14,57	0,74	79,66	4,05	4
100,00	11,07	2,24	60,52	12,25	4
150,00	6,32	0,22	34,55	1,20	4
200,00	3,00	0,42	16,40	2,30	4

TPBS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

TROCKENGEWICHT je Pflanze & Topf

I,13

Art: <i>MALVA PUSILLA</i> (B)		Datum: 02.07.86			
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	13,79	1,57	100,00	11,39	4
10,00	15,59	1,29	113,05	9,35	4
20,00	13,69	0,56	99,27	4,06	4
50,00	13,77	1,96	99,85	14,21	4
80,00	13,18	0,47	95,58	3,41	4
100,00	11,51	0,56	83,47	4,06	4
150,00	5,80	0,27	42,06	1,96	4
200,00	2,33	0,37	16,90	2,68	4

I,14

Art: <i>NIGELLA ARVENSIS</i> (A)		Datum: 23.04.86			
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	4,56	1,32	100,00	28,95	3
10,00	3,77	0,13	82,68	2,85	3
20,00	4,71	0,29	103,29	6,36	3
50,00	3,71	0,64	81,36	14,04	3
80,00	2,90	1,27	63,60	27,85	3
100,00	2,40	0,53	52,63	11,62	3
150,00	1,83	0,76	40,13	16,67	3
200,00	1,20	0,35	26,32	7,68	3

I,15

Art: <i>NIGELLA ARVENSIS</i> (B)		Datum: 26.06.86			
TPBS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	5,37	0,18	100,00	3,35	4
10,00	5,49	0,50	102,23	9,31	4
20,00	4,96	0,27	92,36	5,03	3
50,00	4,05	0,41	75,42	7,64	4
80,00	3,53	0,92	65,74	17,13	4
100,00	3,52	0,77	65,55	14,34	4
150,00	2,27	0,35	42,27	6,52	4
200,00	1,38	0,63	25,70	11,73	4

LAS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

II,1

Art: *BRASSICA RAPA*

Datum: 24.03.87

LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	277,76	42,57	100,00	15,33	8
10,00	293,89	28,23	105,81	10,16	4
20,00	298,98	17,56	107,64	6,32	4
50,00	323,33	11,40	116,41	4,10	4
80,00	267,29	19,59	96,23	7,05	4
100,00	214,54	12,33	77,24	4,44	4
150,00	111,43	39,25	40,12	14,13	4
200,00	43,02	1,92	15,49	0,69	3

II,2

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

Datum: 31.03.87

LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	121,30	9,48	100,00	7,82	7
10,00	132,03	12,09	108,85	9,97	4
20,00	113,85	14,62	93,86	12,05	4
50,00	126,52	8,24	104,30	6,79	4
80,00	138,24	5,00	113,97	4,12	4
100,00	126,88	9,03	104,60	7,44	4
150,00	51,02	8,05	42,06	6,64	4
200,00	11,14	2,48	9,18	2,04	4

II,3

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

Datum: 03.04.87

LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	148,89	17,04	100,00	11,44	8
10,00	150,64	16,04	101,18	10,77	4
20,00	154,63	29,84	103,86	20,04	4
50,00	155,75	7,22	104,61	4,85	4
80,00	161,66	15,54	108,58	10,44	4
100,00	147,18	5,95	98,85	4,00	4
150,00	99,76	10,72	67,00	7,20	4
200,00	27,94	8,52	18,77	5,72	4

LAS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

II,4

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>					Datum: 24.07.87
LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	246,06	60,13	100,00	24,44	8
5,00	275,51	58,01	111,97	23,58	4
10,00	223,38	45,43	90,78	18,46	4
20,00	269,44	48,23	109,50	19,60	4
50,00	217,14	36,31	88,25	14,76	4
80,00	181,41	57,34	73,73	23,30	4
100,00	123,78	25,92	50,30	10,53	4
150,00	10,43	5,26	4,24	2,14	4
200,00	3,80	1,13	1,54	0,46	4
225,00	1,96	0,60	0,80	0,24	3

II,5

Art: <i>MALVA PUSILLA</i>					Datum: 17.07.87
LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	153,02	17,17	100,00	11,22	8
5,00	153,72	8,22	100,46	5,37	4
10,00	149,52	5,80	97,71	3,79	4
20,00	156,52	12,49	102,29	8,16	4
50,00	155,71	12,33	101,76	8,06	4
80,00	155,12	10,75	101,37	7,03	4
100,00	139,91	14,44	91,43	9,44	4
150,00	127,07	4,65	83,04	3,04	4
200,00	81,14	10,34	53,03	6,76	4
225,00	53,07	11,01	34,68	7,20	4

II,6

Art: <i>NIGELLA ARVENSIS</i>					Datum: 28.07.87
LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	54,70	9,64	100,00	17,62	4
5,00	35,27	6,47	64,48	11,83	4
10,00	38,33	4,10	70,07	7,50	4
20,00	40,21	5,95	73,51	10,88	4
50,00	45,99	10,41	84,08	19,03	4
80,00	37,25	7,19	68,10	13,14	4
100,00	42,29	17,54	77,31	32,07	4
150,00	35,13	11,85	64,22	21,66	4
200,00	11,71	3,11	21,41	5,69	4
225,00	11,02	4,70	20,15	8,59	4

Anhang 8

LAS-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

II,7

Art: <i>SOLANUM NIGRUM</i>					Datum: 20.07.87
LAS/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	222,84	7,34	100,00	3,29	10
5,00	220,32	5,83	98,87	2,62	5
10,00	228,60	2,68	102,58	1,20	5
20,00	225,74	11,95	101,30	5,36	5
50,00	247,00	15,68	110,84	7,04	5
80,00	236,17	14,36	105,98	6,44	5
100,00	231,43	9,44	103,85	4,24	5
150,00	173,43	13,95	77,83	6,26	5
200,00	53,37	8,49	23,95	3,81	5
225,00	28,59	4,33	12,83	1,94	5

ATRAZIN-Erdkulturversuche

(Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

III,1

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 28.08.85
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	151,26	25,08	100,00	16,58	4
0,02	134,43	11,94	88,87	7,89	4
0,04	76,59	24,42	50,63	16,14	4
0,08	0,00				0
0,16	0,00				0

III,2

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 13.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	84,49	12,24	100,00	14,49	5
0,02	76,89	13,51	91,00	15,99	5
0,04	84,45	12,31	99,95	14,57	5
0,06	73,98	17,96	87,56	21,26	5
0,08	38,90	15,34	46,04	18,16	5
0,10	31,89	17,52	37,74	20,74	4
0,16	0,00				0

ATRAZIN-Erdkulturversuche (Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

III,3

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>		Datum: 14.02.86			
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	178,91	23,41	100,00	13,08	4
0,02	169,39	4,47	94,68	2,50	4
0,04	112,54	39,51	62,90	22,08	4
0,06	45,51	20,24	25,44	11,31	4
0,08	14,62	2,77	8,17	1,55	4
0,10	0,00				0
0,16	0,00				0

III,4

Art: <i>CHENOPODIUM ALBUM</i>		Datum: 18.02.86			
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	124,70	14,23	100,00	11,41	3
0,02	123,98	39,57	99,42	31,73	3
0,04	77,92	5,92	62,49	4,75	3
0,06	7,78	3,12	6,24	2,50	3
0,08	2,75	0,59	2,21	0,47	3
0,10	0,00				0
0,16	0,00				0

III,5

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>		Datum: 21.02.86			
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	98,25	29,66	100,00	30,19	4
0,02	69,13	18,27	70,36	18,60	3
0,04	15,31	8,34	15,58	8,49	3
0,06	5,20	4,25	5,29	4,33	3
0,08	0,00				0
0,10	0,00				0
0,16	0,00				0

ATRAZIN-Erdkulturversuche (Versuchsdauer 14 Tage)

FRISCHGEWICHT je Pflanze & Topf

III,6

Art: <i>SOLANUM NIGRUM</i>					Datum: 24.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	114,82	3,49	100,00	3,04	4
0,02	114,61	7,00	99,82	6,10	4
0,04	96,96	3,51	84,45	3,06	4
0,06	64,64	5,72	56,30	4,98	4
0,08	27,62	6,37	24,06	5,55	4
0,10	20,69	4,90	18,02	4,27	4
0,16	0,00				0

TROCKENGEWICHT je Pflanze & Topf

III,7

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 14.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	25,30	3,72	100,00	14,70	4
0,02	21,43	1,33	84,70	5,26	4
0,04	12,70	3,93	50,20	15,53	4
0,06	5,83	1,23	23,04	4,86	4
0,08	3,19	0,31	12,61	1,23	4
0,10	0,00				0
0,16	0,00				0

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 13.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	10,47	1,10	100,00	10,51	5
0,02	8,08	1,32	77,17	12,61	5
0,04	8,96	1,37	85,58	13,09	5
0,06	7,49	1,92	71,54	18,34	5
0,08	3,70	1,59	35,34	15,19	5
0,10	2,91	1,58	27,79	15,09	4
0,16	0,00				0

III,8

ATRAZIN-Erdkulturversuche (Versuchsdauer 14 Tage)

TROCKENGEWICHT je Pflanze & Topf

III,9

Art: <i>CHENOPODIUM ALBUM</i>					Datum: 18.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	12,84	0,58	100,00	4,52	3
0,02	12,08	2,24	94,08	17,45	3
0,04	6,33	0,58	49,30	4,52	3
0,06	0,95	0,63	7,40	4,91	3
0,08	0,36	0,06	2,80	0,47	3
0,10	0,00				0
0,16	0,00				0

III,10

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>					Datum: 21.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	8,98	2,95	100,00	32,85	4
0,02	5,04	3,58	56,12	39,87	3
0,04	2,02	1,57	22,49	17,48	3
0,06	0,42	0,12	4,68	1,34	2
0,08	0,00				0
0,10	0,00				0
0,16	0,00				0

III,11

Art: <i>SOLANUM NIGRUM</i>					Datum: 24.02.86
Atrazin/Boden (mg/kg)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	11,64	0,74	100,00	6,36	4
0,02	12,22	0,38	104,98	3,26	4
0,04	8,33	0,35	71,56	3,01	4
0,06	4,43	0,35	38,06	3,01	4
0,08	2,10	0,52	18,04	4,47	4
0,10	1,69	0,38	14,52	3,26	4
0,16	0,00				0

TPBS-Hydrokulturversuche I

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,1

Art: *BRASSICA RAPA*

Datum: 28.08.86

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	1635,71	205,55	100,00	12,57	7
1,00	1919,92	136,39	117,38	8,34	3
5,00	1342,42	152,85	82,07	9,34	3
10,00	994,42	23,60	60,79	1,44	3
20,00	98,08	18,27	6,00	1,12	3
50,00	9,22	2,14	0,56	0,13	3
100,00	0,00				0

TROCKENGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,2

Art: *BRASSICA RAPA*

Datum: 28.08.86

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	172,80	33,36	100,00	19,31	7
1,00	221,08	32,29	127,94	18,69	3
5,00	147,08	33,45	85,12	19,36	3
10,00	112,92	22,02	65,35	12,74	3
20,00	15,25	1,75	8,83	1,01	3
50,00	4,22	0,51	2,44	0,30	3
100,00	0,00				0

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,3

Art: *BRASSICA RAPA*

Datum: 28.08.86

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	13,91	2,80	100,00	20,13	7
1,00	18,27	0,86	131,34	6,18	3
5,00	13,74	6,12	98,78	44,00	3
10,00	15,67	0,06	112,65	0,43	3
20,00	6,86	5,10	49,32	36,66	3
50,00	0,04	0,03	0,29	0,22	3
100,00	0,00				0

TPBS-Hydrokulturversuch I

TROCKENGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,4

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 28.08.86
Konzentr.	Mittelw. /Pflanze je Topf	Standard- abweich.	Mittelw. /Pflanze je Topf	Standard- abweich.	Anzahl Töpfe
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	2,928	0,341	100,00	11,65	7
1,00	3,680	0,180	125,68	6,15	3
5,00	2,853	1,341	97,44	45,80	3
10,00	3,509	0,252	119,84	8,61	3
20,00	1,346	1,020	45,97	34,84	3
50,00	0,011	0,005	0,38	0,17	3
100,00	0,000				0

FRISCHGEWICHT-KNOLLEN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,5

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 28.08.86
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	16,09	9,31	100,00	57,86	7
1,00	11,62	5,52	72,22	34,31	3
5,00	12,14	1,23	75,45	7,64	3
10,00	11,82	6,57	73,46	40,83	3
20,00	6,45	5,77	40,09	35,86	3
50,00	0,00				0
100,00	0,00				0

TROCKENGEWICHT-KNOLLEN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,6

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 28.08.86
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	1,782	0,975	100,00	54,71	7
1,00	1,300	0,503	72,95	28,23	3
5,00	1,270	0,141	71,27	7,91	3
10,00	1,696	0,856	95,17	48,04	3
20,00	0,728	0,631	40,85	35,41	3
50,00	0,000				0
100,00	0,000				0

Anhang 14

TPBS-Hydrokulturversuche I

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,7

Art: *BRASSICA RAPA*

Datum: 28.08.86

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	0,568	0,113	100,00	19,89	7
1,00	0,564	0,087	99,30	15,32	3
5,00	0,406	0,103	71,48	18,13	3
10,00	0,517	0,095	91,02	16,73	3
20,00	0,244	0,179	42,96	31,51	3
50,00	0,002	0,001	0,35	0,18	3
100,00	0,000				0

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,8

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

Datum: 21.01.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	232,71	99,83	100,00	42,90	8
1,00	202,83	125,27	87,16	53,83	4
5,00	160,00	121,54	68,76	52,23	4
10,00	69,50	29,92	29,87	12,86	4
20,00	4,42	0,88	1,90	0,38	4
50,00	1,42	0,42	0,61	0,18	4
100,00	0,00				0

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,9

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

Datum: 21.01.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	8,61		100,00		8
1,00	7,33		85,13		4
5,00	4,92		57,14		4
10,00	3,00		34,84		4
20,00	0,41		4,76		4
50,00	0,18		2,09		4
100,00	0,00				0

TPBS-Hydrokulturversuche I

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,10

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

Datum: 21.01.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	15,27	4,03	100,00	26,39	4
1,00	12,77	3,96	83,63	25,93	4
5,00	11,49	5,28	75,25	34,58	4
10,00	9,34	2,60	61,17	17,03	4
20,00	0,03	0,01	0,20	0,07	4
50,00	0,00				0
100,00	0,00				0

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,11

Art: *GALINSOGA PARVIFLORA*

Datum: 18.03.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	461,00	196,73	100,00	42,67	4
0,59	368,58	152,73	79,95	33,13	4
2,94	249,33	138,18	54,08	29,97	4
5,88	13,00	9,69	2,82	2,10	4
8,82	36,33	30,33	7,88	6,58	4
11,76	3,00	0,33	0,65	0,07	4
29,40	0,00				0

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,12

Art: *GALINSOGA PARVIFLORA*

Datum: 18.03.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	21,25	47,64	100,00	19,90	8
0,59	18,67	123,61	113,13	51,62	4
2,94	14,83	71,09	98,81	29,69	4
5,88	3,83	42,24	77,74	17,64	4
8,82	5,50	24,74	32,13	10,33	4
11,76	0,00				4
29,40	0,00				0

Anhang 16

TPBS-Hydrokulturversuche II

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,13

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	2290,00	370,00	100,00	16,16	8
1,00	2560,00	420,00	111,79	18,34	4
5,00	2190,00	320,00	95,63	13,97	4
10,00	1570,00	300,00	68,56	13,10	4
15,00	610,00	120,00	26,64	5,24	4
20,00	143,00	10,00	6,24	0,44	4
50,00	7,25	3,34	0,32	0,15	4

TROCKENGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,14

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	239,46	47,64	100,00	19,90	8
1,00	270,90	123,61	113,13	51,62	4
5,00	236,62	71,09	98,81	29,69	4
10,00	186,15	42,24	77,74	17,64	4
15,00	76,93	24,74	32,13	10,33	4
20,00	20,04	3,91	8,37	1,63	4
50,00	3,86	1,31	1,61	0,55	4

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,15

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	31,87	12,56	100,00	39,41	8
1,00	34,17	21,13	107,22	66,30	4
5,00	26,71	8,98	83,81	28,18	4
10,00	21,55	2,58	67,62	8,10	4
15,00	12,94	2,37	40,60	7,44	4
20,00	5,56	0,64	17,45	2,01	4
50,00	1,62	0,23	5,08	0,72	4

TPBS-Hydrokulturversuche II

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,16

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	37,67	5,60	100,00	14,87	8
1,00	26,72	6,48	70,93	17,20	4
5,00	23,91	3,31	63,47	8,79	4
10,00	13,51	7,04	35,86	18,69	4
15,00	2,47	0,31	6,56	0,82	4
20,00	1,41	1,02	3,74	2,71	4
50,00	0,02	0,01	0,06	0,03	4

FRISCHGEWICHT-KNOLLEN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,17

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	23,92	15,30	100,00	63,96	8
1,00	17,32	9,76	72,41	40,80	4
5,00	7,30	3,92	30,52	16,39	4
10,00	3,89	2,21	16,26	9,24	4
15,00	2,09	2,57	8,74	10,74	4
20,00	0,39		1,63		4
50,00	0,00				0

TROCKENGEWICHT-KNOLLEN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,18

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	2,580	1,395	100,00	54,07	8
1,00	2,018	1,112	78,23	43,11	4
5,00	0,859	0,391	33,30	15,16	4
10,00	0,437	0,219	16,94	8,49	4
15,00	0,107	0,058	4,15	2,25	4
20,00	0,045		1,74		4
50,00	0,000				0

TPBS-Hydrokulturversuche II

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV,19

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					Datum: 08.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	0,761	0,210	100,00	27,60	8
1,00	0,508	0,145	66,77	19,05	4
5,00	0,369	0,138	48,49	18,13	4
10,00	0,175	0,064	23,00	8,41	4
15,00	0,051	0,008	6,70	1,05	4
20,00	0,038	0,021	4,99	2,76	4
50,00	0,002	0,002	0,26	0,26	4

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,20

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	666,40	82,00	100,00	12,30	8
1,00	634,38	163,51	95,20	24,54	4
5,00	520,63	58,14	78,13	8,72	4
10,00	332,50	52,08	49,89	7,82	4
15,00	93,75	35,97	14,07	5,40	4
20,00	21,08	11,53	3,16	1,73	4
50,00	2,87	0,55	0,43	0,08	4

TROCKENGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV,21

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	114,99	31,28	100,00	27,20	8
1,00	124,44	40,99	108,22	35,65	4
5,00	95,63	17,62	83,16	15,32	4
10,00	61,18	17,02	53,20	14,80	4
15,00	14,81	5,01	12,88	4,35	4
20,00	4,44	2,18	3,86	1,90	4
50,00	0,87	0,08	0,76	0,07	4

TPBS-Hydrokulturversuche II

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 14 Tage)

IV, 22

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mg)	Stabw. (mg)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	74,18	21,44	100,00	28,90	8
1,00	83,55	23,99	112,63	32,34	4
5,00	69,89	23,14	94,22	31,19	4
10,00	49,20	9,53	66,33	12,85	4
15,00	16,85	4,27	22,72	5,76	4
20,00	5,23	3,76	7,05	5,07	4
50,00	0,63	0,47	0,85	0,63	4

FRISCHGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV, 23

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	29,180	3,900	100,00	13,37	8
1,00	22,160	5,070	75,94	17,37	4
5,00	24,950	5,600	85,50	19,19	4
10,00	21,960	3,760	75,26	12,89	4
15,00	7,260	5,740	24,88	19,67	4
20,00	0,810	0,210	2,78	0,72	4
50,00	0,007	0,004	0,02	0,01	4

TROCKENGEWICHT-SPROSS je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV, 24

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	6,855	0,969	100,00	14,14	8
1,00	4,921	1,206	71,79	17,59	4
5,00	5,570	1,308	81,25	19,08	4
10,00	4,911	0,860	71,64	12,55	4
15,00	0,836	0,426	12,20	6,21	4
20,00	0,178	0,070	2,60	1,02	4
50,00	0,002	0,001	0,03	0,01	4

Anhang 20

TPBS-Hydrokulturversuche II

TROCKENGEWICHT-WURZELN je Pflanze & Topf (Versuchsdauer 42 Tage)

IV, 2⁵

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>					Datum: 12.04.88
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (g)	Stabw. (g)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Töpfe
Kontrolle	0,703	0,151	100,00	21,48	8
1,00	0,493	0,253	70,13	35,99	4
5,00	0,589	0,205	83,78	29,16	4
10,00	0,311	0,077	44,24	10,95	4
15,00	0,147	0,088	20,91	12,52	4
20,00	0,033	0,014	4,69	1,99	4
50,00	0,0002	0,0001	0,03	0,01	4

TPBS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V, 1

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					1. Bonitur: 04.06.87
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	18,00	1,00	100,00	5,56	4
100	18,00	1,80	100,00	10,00	4
500	15,50	2,90	86,11	16,11	4
1000	15,50	1,30	86,11	7,22	4
2000	16,25	0,50	90,28	2,78	4
5000	16,00	1,40	88,89	7,78	4
10000	10,00	2,70	55,56	15,00	4
20000	8,50	2,40	47,22	13,33	4
30000	6,00	1,60	33,33	8,89	4
35000	7,30	2,20	40,56	12,22	4
40000	2,00	1,60	11,11	8,89	4

V, 2

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>					2. Bonitur: 09.06.87
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	19,50	0,55	100,00	2,82	4
100	19,75	0,50	101,28	2,56	4
500	18,30	1,30	93,85	6,67	4
1000	16,80	0,50	86,15	2,56	4
2000	17,25	0,96	88,46	4,92	4
5000	16,50	1,00	84,62	5,13	4
10000	12,80	2,90	65,64	14,87	4
20000	9,00	1,80	46,15	9,23	4
30000	6,50	1,70	33,33	8,72	4
35000	7,80	2,60	40,00	13,33	4
40000	2,30	1,70	11,79	8,72	4

TPBS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V,3

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>		1. Bonitur: 04.06.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,80	2,00	100,00	71,43	4
100	2,30	1,80	82,14	64,29	4
500	0,25		8,93		4
1000	0,25		8,93		4
2000	0,15		5,36		4
5000	0,00				4
10000	0,00				4
20000	0,00				4
30000	0,00				4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

V,4

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>		2. Bonitur: 09.06.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	6,10	3,70	100,00	60,66	4
100	6,04	3,86	99,02	63,28	4
500	0,25		4,10		4
1000	0,20		3,28		4
2000	0,18		2,95		4
5000	0,10		1,64		4
10000	0,05		0,82		4
20000	0,00				4
30000	0,00				4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V,5

Art: <i>AMARANTHUS RETROFLEXUS</i>		1. Bonitur: 15.06.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	15,33	2,42	100,00	15,79	4
100	12,50	1,29	81,54	8,41	4
500	12,00	3,74	78,28	24,40	4
1000	7,30	1,30	47,62	8,48	4
2000	7,00	2,40	45,66	15,66	4
5000	9,00	3,20	58,71	20,87	4
10000	8,80	0,50	57,40	3,26	4
20000	6,30	3,40	41,10	22,18	4
30000	3,75	0,50	24,46	3,26	4
35000	3,00	0,80	19,57	5,22	4
40000	2,80	1,00	18,26	6,52	4

TPBS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWACHSHAUS)

V,6

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

2. Bonitur: 22.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	16,00	2,60	100,00	16,25	4
100	15,35	2,90	95,94	18,13	4
500	15,50	3,70	96,88	23,13	4
1000	13,00	1,80	81,25	11,25	4
2000	11,30	2,90	70,63	18,13	4
5000	12,50	2,60	78,13	16,25	4
10000	11,80	2,60	73,75	16,25	4
20000	9,50	2,40	59,38	15,00	4
30000	9,50	1,30	59,38	8,13	4
35000	7,50	2,90	46,88	18,13	4
40000	7,60	3,10	47,50	19,38	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWACHSHAUS)

V,7

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

1. Bonitur: 15.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,49	1,13	100,00	45,38	4
100	1,30	0,66	52,21	26,51	4
500	0,15		6,02		4
1000	0,15		6,02		4
2000	0,15		6,02		4
5000	0,15		6,02		4
10000	0,15		6,02		4
20000	0,15		6,02		4
30000	0,10		4,02		4
35000	0,10		4,02		4
40000	0,05		2,01		4

V,8

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

2. Bonitur: 22.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,80	1,28	100,00	45,71	4
100	1,38	0,62	49,29	22,14	4
500	0,25		8,93		4
1000	0,15		5,36		4
2000	0,15		5,36		4
5000	0,15		5,36		4
10000	0,15		5,36		4
20000	0,15		5,36		4
30000	0,10		3,57		4
35000	0,10		3,57		4
40000	0,10		3,57		4

TPBS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V,9

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

1. Bonitur: 20.09.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	5,75	1,50	100,00	26,09	4
100	7,75	3,40	134,78	59,13	4
500	7,25	0,96	126,09	16,70	4
1000	7,00	2,16	121,74	37,57	4
2000	4,50	1,90	78,26	33,04	4
5000	6,25	2,63	108,70	45,74	4
10000	5,75	1,50	100,00	26,09	4
20000	6,00	1,63	104,35	28,35	4
30000	7,25	1,71	126,09	29,74	4
35000	6,75	2,06	117,39	35,83	4
40000	4,75	3,30	82,61	57,39	4

V,10

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

2. Bonitur: 28.09.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	6,00	1,15	100,00	19,17	4
100	8,00	3,16	133,33	52,67	4
500	8,00	0,82	133,33	13,67	4
1000	7,50	1,73	125,00	28,83	4
2000	4,75	1,89	79,17	31,50	4
5000	7,75	2,63	129,17	43,83	4
10000	7,50	1,73	125,00	28,83	4
20000	7,00	0,82	116,67	13,67	4
30000	7,25	1,60	120,83	26,67	4
35000	7,50	1,73	125,00	28,83	4
40000	5,50	3,40	91,67	56,67	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V,11

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

1. Bonitur: 20.09.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,82	1,72	100,00	60,99	4
100	1,46	0,82	51,77	29,08	4
500	0,25		8,87		4
1000	0,20		7,09		4
2000	0,20		7,09		4
5000	0,20		7,09		4
10000	0,20		7,09		4
20000	0,15		5,32		4
30000	0,15		5,32		4
35000	0,15		5,32		4
40000	0,15		5,32		4

TPBS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V,12

Art: <i>CHENOPODIUM ALBUM</i>		2. Bonitur: 28.09.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	3,32	1,73	100,00	52,11	4
100	1,64	0,65	49,40	19,58	4
500	0,25		7,53		4
1000	0,20		6,02		4
2000	0,20		6,02		4
5000	0,20		6,02		4
10000	0,20		6,02		4
20000	0,15		4,52		4
30000	0,15		4,52		4
35000	0,15		4,52		4
40000	0,15		4,52		4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V,13

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>		1. Bonitur: 11.06.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	11,20	4,00	100,00	35,71	4
100	8,00	0,80	71,43	7,14	4
500	4,30	2,80	38,39	25,00	4
1000	0,50	0,60	4,46	5,36	4
2000	0,00				4
5000	1,00	0,80	8,93	7,14	4
10000	1,30	1,00	11,61	8,93	4
20000	0,00				4
30000	0,00				4
35000	0,30	0,50	2,68	4,46	4
40000	0,00				4

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>		2. Bonitur: 18.06.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	14,70	2,70	100,00	18,37	4
100	13,50	3,00	91,84	20,41	4
500	8,30	3,30	56,46	22,45	4
1000	2,80	1,30	19,05	8,84	4
2000	1,30	1,00	8,84	6,80	4
5000	1,50	1,30	10,20	8,84	4
10000	1,80	0,50	12,24	3,40	4
20000	1,50	1,00	10,20	6,80	4
30000	0,00				4
35000	1,00	0,80	6,80	5,44	4
40000	0,00				4

V,14

TPBS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V,15

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>					1. Bonitur: 11.06.87
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,30	0,98	100,00	42,61	4
100	0,20	0,09	8,70	3,91	4
500	0,10		4,35		4
1000	0,10		4,35		4
2000	0,00				4
5000	0,05		2,17		4
10000	0,05		2,17		4
20000	0,00				4
30000	0,00				4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

V,16

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>					2. Bonitur: 18.06.87
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,40	1,00	100,00	41,67	4
100	0,28	0,10	11,67	4,17	4
500	0,10		4,17		4
1000	0,10		4,17		4
2000	0,05		2,08		4
5000	0,05		2,08		4
10000	0,05		2,08		4
20000	0,05		2,08		4
30000	0,00				4
35000	0,05		2,08		4
40000	0,00				4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V,17

Art: <i>MALVA PUSILLA</i>					1. Bonitur: 26.05.87
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	18,33	1,37	100,00	7,47	4
100	18,25	0,50	99,56	2,73	4
500	18,75	0,96	102,29	5,24	4
1000	18,00	0,82	98,20	4,47	4
2000	16,25	1,26	88,65	6,87	4
5000	14,50	0,58	79,11	3,16	4
10000	10,50	1,73	57,28	9,44	4
20000	3,25	0,93	17,73	5,07	4
30000	0,75	0,96	4,09	5,24	4
35000	0,25	0,50	1,36	2,73	4
40000	0,00				4

TPBS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V,18

Art: *MALVA PUSILLA*

2.Bonitur: 01.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	19,17	0,98	100,00	5,11	4
100	18,50	0,58	96,50	3,03	4
500	19,00	0,82	99,11	4,28	4
1000	18,25	0,96	95,20	5,01	4
2000	16,50	1,29	86,07	6,73	4
5000	17,25	2,06	89,98	10,75	4
10000	13,75	2,22	71,73	11,58	4
20000	3,50	1,29	18,26	6,73	4
30000	0,75	0,96	3,91	5,01	4
35000	0,25	0,50	1,30	2,61	4
40000	0,00				4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V,19

Art: *MALVA PUSILLA*

1.Bonitur: 26.05.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	4,68	0,99	100,00	21,15	4
100	4,18	1,23	89,32	26,28	4
500	0,45		9,62		4
1000	0,20		4,27		4
2000	0,20		4,27		4
5000	0,10		2,14		4
10000	0,10		2,14		4
20000	0,05		1,07		4
30000	0,05		1,07		4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

V,20

Art: *MALVA PUSILLA*

2.Bonitur: 01.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	5,72	1,35	100,00	23,60	4
100	4,16	1,35	72,73	23,60	4
500	0,45		7,87		4
1000	0,25		4,37		4
2000	0,20		3,50		4
5000	0,20		3,50		4
10000	0,10		1,75		4
20000	0,05		0,87		4
30000	0,05		0,87		4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

Anhang 27

TPBS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V,21

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

1.Bonitur: 19.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	3,50	1,80	100,00	51,43	4
100	4,50	1,30	128,57	37,14	4
500	2,30	2,10	65,71	60,00	4
1000	0,80	1,00	22,86	28,57	4
2000	0,30	0,50	8,57	14,29	4
5000	0,80	1,00	22,86	28,57	4
10000	0,00				4
20000	0,30	0,50	8,57	14,29	4
30000	0,30	0,50	8,57	14,29	4
35000	0,00				4
40000	0,50	1,00	14,29	28,57	4

V,22

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

2.Bonitur: 26.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	5,70	2,30	100,00	40,35	4
100	6,50	0,60	114,04	10,53	4
500	3,00	1,60	52,63	28,07	4
1000	0,80	1,00	14,04	17,54	4
2000	0,30	0,50	5,26	8,77	4
5000	1,00	0,80	17,54	14,04	4
10000	0,30	0,50	5,26	8,77	4
20000	0,30	0,50	5,26	8,77	4
30000	0,50	0,60	8,77	10,53	4
35000	0,00				4
40000	0,50	1,00	8,77	17,54	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V,23

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

1.Bonitur: 19.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	0,78	0,80	100,00	102,56	4
100	0,57	0,43	73,08	55,13	4
500	0,00				4
1000	0,00				4
2000	0,00				4
5000	0,00				4
10000	0,00				4
20000	0,00				4
30000	0,00				4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

TPBS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

V, 24

Art: *NIGELLA ARVENISIS*

2. Bonitur: 26.06.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	1,50	0,97	100,00	64,67	4
100	0,77	0,34	51,33	22,67	4
500	0,00				4
1000	0,00				4
2000	0,00				4
5000	0,00				4
10000	0,00				4
20000	0,00				4
30000	0,00				4
35000	0,00				4
40000	0,00				4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

V, 25

Art: *SOLANUM NIGRUM*

1. Bonitur: 26.05.87

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	9,63	2,92	100,00	30,32	4
100	8,75	0,96	90,86	9,97	4
500	11,25	2,63	116,82	27,31	4
1000	9,00	1,63	93,46	16,93	4
2000	9,50	1,91	98,65	19,83	4
5000	7,25	1,50	75,29	15,58	4
10000	5,00	2,16	51,92	22,43	4
20000	2,25	1,50	23,36	15,58	4
30000	1,00	0,82	10,38	8,52	4
35000	1,75	1,26	18,17	13,08	4
40000	1,25	1,26	12,98	13,08	4

Art: *SOLANUM NIGRUM*

2. Bonitur: 03.06.87

V, 26

TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	13,25	3,33	100,00	25,13	4
100	14,00	1,15	105,66	8,68	4
500	16,50	2,08	124,53	15,70	4
1000	16,00	1,15	120,75	8,68	4
2000	17,75	0,50	133,96	3,77	4
5000	16,25	2,63	122,64	19,85	4
10000	13,25	1,71	100,00	12,91	4
20000	12,50	1,73	94,34	13,06	4
30000	9,50	1,91	71,70	14,42	4
35000	8,00	2,58	60,38	19,47	4
40000	5,75	2,36	43,40	17,81	4

TPBS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWACHSHAUS)

V,27

Art: <i>SOLANUM NIGRUM</i>		1.Bonitur: 26.05.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,12	0,05	100,00	2,41	4
100	1,14	0,37	53,77	17,45	4
500	0,20		9,43		4
1000	0,10		4,72		4
2000	0,10		4,72		4
5000	0,10		4,72		4
10000	0,10		4,72		4
20000	0,05		2,36		4
30000	0,05		2,36		4
35000	0,05		2,36		4
40000	0,05		2,36		4

V,28

Art: <i>SOLANUM NIGRUM</i>		2.Bonitur: 03.06.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	4,33	1,11	100,00	25,64	4
100	1,40	0,55	32,33	12,70	4
500	0,20		4,62		4
1000	0,15		3,46		4
2000	0,15		3,46		4
5000	0,15		3,46		4
10000	0,15		3,46		4
20000	0,10		2,31		4
30000	0,10		2,31		4
35000	0,10		2,31		4
40000	0,05		1,15		4

KEIMUNGSRATE je Schale

(BRUTSCHRANK)

V,29

Art: <i>BRASSICA RAPA</i>		1.Bonitur: 23.10.87			
TPBS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	18,00	1,10	100,00	6,11	8
100	16,25	0,50	90,28	2,78	4
500	17,00	1,80	94,44	10,00	4
2000	17,75	1,00	98,61	5,56	4
5000	14,75	2,20	81,94	12,22	4
10000	10,25	1,70	56,94	9,44	4
20000	6,25	2,20	34,72	12,22	4
30000	5,75	1,00	31,94	5,56	4
35000	4,50	1,30	25,00	7,22	4
40000	5,25	2,20	29,17	12,22	4

LAS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,1

Art: *BRASSICA RAPA*

1. Bonitur: 24.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	16,70	1,30	100,00	7,50	4
100	16,00	2,20	95,50	12,90	4
500	15,70	2,80	94,00	16,40	4
2000	14,50	1,00	86,60	6,00	4
5000	14,70	1,30	88,10	7,50	4
10000	15,70	2,20	94,00	13,20	4
20000	7,00	1,40	41,80	8,40	4
30000	6,80	1,00	40,30	5,70	4
35000	6,30	2,10	37,30	12,30	4
40000	4,50	1,30	26,90	7,70	4

VI,2

Art: *BRASSICA RAPA*

2. Bonitur: 29.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	19,70	0,50	100,00	2,50	4
100	19,20	1,00	97,50	4,80	4
500	18,80	1,90	94,90	9,60	4
2000	18,50	0,60	93,70	2,90	4
5000	17,20	1,00	87,30	4,80	4
10000	18,50	1,70	93,70	8,80	4
20000	10,00	2,40	50,60	12,40	4
30000	8,50	1,00	43,00	5,10	4
35000	7,30	2,50	36,70	12,70	4
40000	4,80	2,20	24,10	11,20	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,3

Art: *BRASSICA RAPA*

1. Bonitur: 24.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	1,80	1,90	100,00	103,70	4
100	0,80	0,70	42,00	37,90	4
500	0,20	0,10	13,70	5,40	4
2000	0,20	0,10	10,50	4,10	4
5000	0,10		5,50		4
10000	0,10		5,50		4
20000	0,10		5,50		4
30000	0,00		0,00		4
35000	0,10		5,50		4
40000	0,00		0,00		4

LAS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,4

Art: *BRASSICA RAPA*

2. Bonitur: 29.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	4,80	4,90	100,00	102,40	4
100	1,70	2,10	34,80	43,60	4
500	0,10	0,10	3,10	1,60	4
2000	0,20	0,10	3,30	1,70	4
5000	0,10		2,20	0,60	4
10000	0,10		2,10	0,00	4
20000	0,10		2,60	1,00	4
30000	0,10		2,10	0,00	4
35000	0,10		2,10	0,00	4
40000	0,00		0,00	0,00	4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,5

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

1. Bonitur: 28.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	17,20	2,80	100,00	16,00	4
100	13,80	3,00	79,70	17,30	4
500	6,30	2,10	36,20	12,00	4
2000	5,00	1,60	29,00	9,50	4
5000	7,80	3,10	44,90	17,90	4
10000	12,20	3,50	71,00	20,30	4
20000	12,50	1,30	72,50	7,50	4
30000	8,50	1,30	49,30	7,50	4
35000	10,50	1,70	60,90	10,00	4
40000	11,30	1,70	65,20	9,90	4

VI,6

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

2. Bonitur: 05.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	17,70	1,90	100,00	10,70	4
100	18,00	2,20	101,40	12,20	4
500	11,30	1,00	63,40	5,40	4
2000	10,20	2,10	57,70	11,60	4
5000	11,50	2,40	64,80	13,40	4
10000	14,70	5,00	83,10	28,10	4
20000	16,30	1,00	91,50	5,40	4
30000	13,80	0,50	77,50	2,80	4
35000	13,00	0,80	73,20	4,60	4
40000	15,20	2,50	85,90	14,10	4

LAS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,7

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

1. Bonitur: 28.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	3,30	1,60	100,00	49,50	4
100	0,30	0,30	8,60	7,90	4
500	0,10	0,10	4,10	1,70	4
2000	0,10	0,00	3,90	1,40	4
5000	0,10	0,10	4,50	1,50	4
10000	0,20	0,10	4,70	1,50	4
20000	0,10	0,10	4,40	2,60	4
30000	0,10	0,00	3,00	0,00	4
35000	0,10	0,00	3,10	0,50	4
40000	0,10	0,00	3,00	0,00	4

VI,8

Art: *AMARANTHUS RETROFLEXUS*

2. Bonitur: 05.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	3,80	1,90	100,00	50,70	4
100	0,30	0,30	8,50	7,30	4
500	0,20	0,10	6,00	3,10	4
2000	0,20	0,10	4,70	1,60	4
5000	0,20	0,10	4,10	1,80	4
10000	0,20	0,10	5,00	1,60	4
20000	0,20	0,10	4,50	1,40	4
30000	0,20	0,10	4,30	1,40	4
35000	0,20	0,10	4,00	1,40	4
40000	0,20	0,10	4,40	1,50	4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,9

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

1. Bonitur: 01.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	6,80	2,10	100,00	30,50	4
100	6,50	1,70	96,30	25,70	4
500	6,80	2,10	100,00	30,50	4
2000	7,00	2,00	103,70	29,60	4
5000	8,00	2,60	118,50	38,30	4
10000	8,00	2,20	118,50	32,00	4
20000	7,50	1,00	111,10	14,80	4
30000	5,50	1,70	81,50	25,70	4
35000	5,80	1,70	85,20	25,30	4
40000	5,00	2,30	74,10	34,20	4

LAS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,10

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

2. Bonitur: 08.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	8,80	2,90	100,00	32,80	4
100	7,30	2,10	82,90	23,60	4
500	7,50	1,90	85,70	21,90	4
2000	7,50	1,70	85,70	19,80	4
5000	8,80	2,60	100,00	30,10	4
10000	9,20	2,10	105,70	23,60	4
20000	10,50	1,70	120,00	19,80	4
30000	6,50	2,50	74,30	28,80	4
35000	6,50	2,10	74,30	23,80	4
40000	6,00	1,80	68,60	20,90	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,11

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

1. Bonitur: 01.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,10	1,20	100,00	58,70	4
100	0,60	0,50	30,00	24,00	4
500	0,20	0,10	9,00	4,20	4
2000	0,20	0,10	7,40	2,80	4
5000	0,20	0,10	7,50	2,80	4
10000	0,20	0,10	7,60	2,50	4
20000	0,10	0,10	7,10	2,50	4
30000	0,10	0,10	7,10	2,50	4
35000	0,20	0,10	7,40	2,50	4
40000	0,20	0,00	8,30	2,30	4

Art: *CHENOPODIUM ALBUM*

2. Bonitur: 08.10.87

VI,12

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,50	1,70	100,00	65,60	4
100	0,80	0,60	33,00	22,50	4
500	0,20	0,10	9,00	4,00	4
2000	0,20	0,10	8,30	2,50	4
5000	0,20	0,10	8,30	2,70	4
10000	0,20	0,10	7,90	2,60	4
20000	0,20	0,00	6,90	2,00	4
30000	0,20	0,10	8,10	2,60	4
35000	0,20	0,10	7,80	3,30	4
40000	0,20	0,10	7,30	2,80	4

LAS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,13

Art: *GALINSOGA PARVIFLORA*

1. Bonitur: 07.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	5,50	1,60	100,00	29,20	4
100	2,30	1,00	40,90	17,40	4
500	1,30	0,50	22,70	9,10	4
2000	0,30	0,50	4,50	9,10	4
5000	1,30	0,50	22,70	9,10	4
10000	0,80	1,50	13,60	27,30	4
20000	1,00	0,80	18,20	14,80	4
30000	0,80	1,00	13,60	17,40	4
35000	0,80	0,50	13,60	9,10	4
40000	1,30	1,00	22,70	17,40	4

VI,14

Art: *GALINSOGA PARVIFLORA*

2. Bonitur: 14.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	11,50	2,10	100,00	18,00	4
100	4,30	1,30	37,00	10,90	4
500	2,00	0,80	17,40	7,10	4
2000	0,50	0,60	4,30	5,00	4
5000	1,50	0,60	13,00	5,00	4
10000	1,30	1,30	10,90	10,90	4
20000	1,00	0,80	8,70	7,10	4
30000	0,80	1,00	6,50	8,30	4
35000	1,00	0,80	8,70	7,10	4
40000	1,30	1,00	10,90	8,30	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,15

Art: *GALINSOGA PARVIFLORA*

1. Bonitur: 07.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	1,60	1,20	100,00	72,80	4
100	0,20	0,10	13,40	7,80	4
500	0,10	0,00	6,30	0,00	4
2000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
5000	0,10	0,00	6,30	0,00	4
10000	0,10	0,00	6,30	0,00	4
20000	0,10	0,00	6,30	0,00	4
30000	0,10	0,00	6,30	0,00	4
35000	0,10	0,00	6,30	0,00	4
40000	0,00	0,00	0,00	0,00	4

LAS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,16

Art: <i>GALINSOGA PARVIFLORA</i>			2. Bonitur: 14.10.87		
LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	1,70	1,20	100,00	66,80	4
100	0,20	0,10	10,80	7,30	4
500	0,10	0,00	5,70	0,00	4
2000	0,10	0,00	5,70	0,00	4
5000	0,10	0,00	5,70	0,00	4
10000	0,10	0,00	5,70	0,00	4
20000	0,10	0,00	5,70	0,00	4
30000	0,10	0,00	5,70	0,00	4
35000	0,10	0,00	5,70	0,00	4
40000	0,00	0,00	0,00	0,00	4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,17

Art: <i>MALVA PUSILLA</i>			1. Bonitur: 12.10.87		
LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	14,10	2,10	100,00	15,00	4
100	12,50	1,70	88,40	12,20	4
500	12,20	2,80	86,60	19,50	4
2000	8,00	1,80	56,60	12,90	4
5000	8,20	1,70	58,30	12,10	4
10000	7,80	2,90	54,80	20,30	4
20000	5,00	0,80	35,40	5,80	4
30000	1,00	0,80	7,10	5,80	4
35000	3,80	2,10	26,50	14,60	4
40000	1,00	0,00	7,10	0,00	4

VI,18

Art: <i>MALVA PUSILLA</i>			2. Bonitur: 19.10.87		
LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	14,90	1,80	100,00	11,90	4
100	13,00	2,00	87,50	13,50	4
500	12,50	1,90	84,10	12,90	4
2000	8,50	2,40	57,20	16,00	4
5000	8,50	1,30	57,20	8,70	4
10000	7,80	1,50	52,20	10,10	4
20000	5,30	0,50	35,30	3,40	4
30000	1,30	0,50	8,40	3,40	4
35000	3,80	1,50	25,20	10,10	4
40000	1,50	0,60	10,10	3,90	4

LAS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,19

Art: *MALVA PUSILLA*

1. Bonitur: 26.05.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	2,20	0,80	100,00	37,70	4
100	1,50	0,60	69,10	26,40	4
500	0,30	0,40	14,60	17,10	4
2000	0,30	0,40	14,00	18,40	4
5000	0,10	0,10	5,20	2,30	4
10000	0,10	0,00	4,90	1,20	4
20000	0,10	0,00	4,50	0,00	4
30000	0,10	0,00	4,50	0,00	4
35000	0,10	0,00	4,50	0,00	4
40000	0,10	0,00	4,50	0,00	4

VI,20

Art: *MALVA PUSILLA*

2. Bonitur: 01.06.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	3,00	1,00	100,00	33,20	4
100	2,10	0,70	70,50	23,70	4
500	0,40	0,50	13,90	17,10	4
2000	0,30	0,40	10,20	13,50	4
5000	0,10	0,10	4,00	1,70	4
10000	0,10	0,00	3,60	0,90	4
20000	0,10	0,00	3,40	0,00	4
30000	0,10	0,00	3,40	0,00	4
35000	0,10	0,00	3,40	0,00	4
40000	0,10	0,00	3,40	0,00	4

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,21

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

1. Bonitur: 02.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	4,50	2,70	100,00	60,90	4
100	1,80	1,30	38,90	28,00	4
500	1,30	1,00	27,80	21,30	4
2000	1,50	1,30	33,30	28,70	4
5000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
10000	0,50	0,60	11,10	12,80	4
20000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
30000	0,30	0,50	5,60	11,10	4
35000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
40000	0,00	0,00	0,00	0,00	4

LAS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI,22

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

2. Bonitur: 09.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	8,50	2,40	100,00	28,60	4
100	7,50	0,60	88,20	6,80	4
500	2,80	1,00	32,40	11,30	4
2000	1,50	1,30	17,60	15,20	4
5000	0,80	1,00	8,80	11,30	4
10000	0,50	0,60	5,90	6,80	4
20000	0,80	1,00	8,80	11,30	4
30000	0,50	0,60	5,90	6,80	4
35000	1,50	1,00	17,60	11,80	4
40000	0,80	0,50	8,80	5,90	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,23

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

1. Bonitur: 02.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	0,80	0,50	100,00	65,80	4
100	0,20	0,43	26,40	18,70	4
500	0,10	0,10	13,20	0,00	4
2000	0,10	0,00	13,20	0,00	4
5000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
10000	0,10	0,00	13,20	0,00	4
20000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
30000	0,10	0,00	13,20	0,00	4
35000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
40000	0,00	0,00	0,00	0,00	4

VI,24

Art: *NIGELLA ARVENSIS*

2. Bonitur: 09.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	1,90	1,60	100,00	83,90	4
100	0,50	0,30	24,30	16,30	4
500	0,10	0,00	5,80	1,60	4
2000	0,10	0,10	7,10	4,40	4
5000	0,10	0,00	5,30	0,00	4
10000	0,10	0,00	5,30	0,00	4
20000	0,10	0,00	5,30	0,00	4
30000	0,00	0,00	0,00	0,00	4
35000	0,10	0,00	5,30	0,00	4
40000	0,10	0,00	5,30	0,00	4

LAS-Keimungsversuche

KEIMUNGSRATE je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI, 25

Art: *SOLANUM NIGRUM*

1. Bonitur: 28.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	9,80	1,50	100,00	15,00	4
100	12,70	1,90	129,70	19,30	4
500	7,30	1,50	73,70	15,30	4
2000	2,30	2,10	22,90	21,00	4
5000	1,80	1,00	17,80	9,70	4
10000	1,80	1,50	17,80	15,30	4
20000	0,50	0,60	5,10	5,90	4
30000	0,30	0,50	2,50	5,10	4
35000	0,30	0,50	2,50	5,10	4
40000	0,00	0,00	0,00	0,00	4

VI, 26

Art: *SOLANUM NIGRUM*

2. Bonitur: 06.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	14,20	2,00	100,00	14,40	4
100	15,20	1,70	107,60	12,10	4
500	14,70	3,90	104,10	27,30	4
2000	12,20	2,50	86,50	17,60	4
5000	12,20	2,90	86,50	20,30	4
10000	11,70	1,00	82,90	6,80	4
20000	4,30	1,00	30,00	6,80	4
30000	1,50	1,30	10,60	9,10	4
35000	1,80	1,00	12,40	6,80	4
40000	1,00	0,80	7,10	5,80	4

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI, 27

Art: *SOLANUM NIGRUM*

1. Bonitur: 28.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	1,90	0,80	100,00	42,60	4
100	0,20	0,10	11,80	5,40	4
500	0,10	0,00	5,10	0,00	4
2000	0,10	0,00	5,10	0,00	4
5000	0,10	0,00	5,10	0,00	4
10000	0,10	0,00	5,10	0,00	4
20000	0,10	0,00	5,10	0,00	4
30000	0,10	0,00	5,10	0,00	4
35000	0,10	0,00	5,10	0,00	4
40000	0,00	0,00	0,00	0,00	4

LAS-Keimungsversuche

LÄNGE DER KEIMUNGSWURZEL je Keimling & Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI, 28

Art: *SOLANUM NIGRUM*

2. Bonitur: 06.10.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw. (mm)	Stabw. (mm)	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	3,80	1,10	100,00	28,90	4
100	0,50	0,30	13,00	7,70	4
500	0,20	0,00	5,00	0,70	4
2000	0,10	0,10	3,90	1,40	4
5000	0,20	0,10	4,10	1,50	4
10000	0,20	0,10	4,30	1,70	4
20000	0,20	0,10	4,00	1,90	4
30000	0,10	0,00	2,60	0,00	4
35000	0,10	0,10	3,40	2,00	4
40000	0,10	0,00	2,60	0,00	4

KEIMUNGSRATE je Schale

(BRUTSCHRANK)

VI, 29

Art: *BRASSICA RAPA*

1. Bonitur: 24.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Mittelw.	Stabw.	Mittelw. (%)	Stabw. (%)	n Schalen
Kontrolle	15,50	2,60	100,00	16,77	8
100	17,00	1,20	109,68	7,74	4
500	16,00	1,20	103,23	7,74	4
2000	14,25	1,30	91,94	8,39	4
5000	12,50	0,60	80,65	3,87	4
10000	11,75	2,90	75,81	18,71	4
20000	4,50	0,60	29,03	3,87	4
30000	4,50	1,30	29,03	8,39	4
35000	4,00	1,40	25,81	9,03	4
40000	5,00	1,80	32,26	11,61	4

FRISCH- & TROCKENGEWICHT je Schale

(GEWÄCHSHAUS)

VI, 30

Art: *BRASSICA RAPA*

2. Bonitur: 21.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Frischgewicht		Trockengewicht		n Schalen
	Mittelw. (mg)	Mittelw. (%)	Mittelw. (mg)	Mittelw. (%)	
Kontrolle	2624,4	100,0	168,5	100,0	8
100	1895,6	72,2	160,9	95,5	4
500	725,2	27,6	173,9	103,2	4
2000	516,0	19,7	198,5	117,8	4
5000	481,5	18,3	195,3	115,9	4
10000	436,8	16,6	182,0	108,0	4
20000	413,5	15,8	196,9	116,9	4
30000	403,1	15,4	183,7	109,0	4
35000	384,3	14,6	180,8	107,3	4
40000	384,5	14,6	192,2	114,1	4

LAS-Keimungsversuche

FRISCHGEWICHT & REL. WASSERGEHALT je Schale (GEWÄCHSHAUS)

VI,31

Art: *BRASSICA RAPA*

2.Bonitur: 21.09.87

LAS/Vol. (mg/l)	Frischgewicht		Rel. Wassergehalt		n Schalen
	Mittelw. (mg)	Mittelw. (%)	WG/FG*100 (%)	Mittelw. (%)	
Kontrolle	2624,4	100,0	93,58	100,00	8
100	1895,6	72,2	91,51	97,79	4
500	725,2	27,6	76,02	81,24	4
2000	516,0	19,7	61,53	65,75	4
5000	481,5	18,3	59,44	63,52	4
10000	436,8	16,6	58,33	56,99	4
20000	413,5	15,8	52,38	55,97	4
30000	403,1	15,4	54,43	58,16	4
35000	384,3	14,6	52,95	56,58	4
40000	384,5	14,6	49,88	53,30	4

TPBS-Hydrokultur-Transpirationsversuche

VII,1

Art: *Amaranthus retroflexus*

Bonitur: 04.03.87

Transpirationsleistung pro Meßkammer bei *Amaranthus retroflexus*
 am 7. Blatt unter TPBS-Einfluß - (Transpirationsdauer bei 5 %
 Luftfeuchtezuwachs pro Meßkammer) (Tagesgang) (MEZ-Sommerzeit)
 (Mittelwert \pm Standardabweichung) (n = 4 pro Belastungsstufe)

Transpirationsdauer (sec/Meßkammer)

Zeit	Kontrolle	1,0 mg/l	5,0 mg/l	10,0 mgTPBS/l
8:15	3,11 \pm 0,55	2,09 \pm 0,47	2,54 \pm 0,52	2,51 \pm 0,38
9:30	2,95 \pm 0,43	1,86 \pm 0,42	2,09 \pm 0,37	2,39 \pm 0,40
10:35	2,92 \pm 0,47	1,79 \pm 0,30	2,07 \pm 0,35	2,55 \pm 0,62
11:40	2,75 \pm 0,50	1,79 \pm 0,34	1,93 \pm 0,38	1,92 \pm 0,19
12:35	2,80 \pm 0,39	1,90 \pm 0,38	1,92 \pm 0,34	1,98 \pm 0,26
13:30	2,60 \pm 0,28	1,83 \pm 0,29	1,80 \pm 0,35	1,66 \pm 0,19
14:40	2,78 \pm 0,49	1,82 \pm 0,30	1,91 \pm 0,48	1,99 \pm 0,34
16:00	2,89 \pm 0,39	1,84 \pm 0,40	1,90 \pm 0,46	2,07 \pm 0,25
17:45	3,27 \pm 0,30	2,05 \pm 0,53	2,13 \pm 0,47	2,44 \pm 0,28

Danksagung

Ich danke Prof. Dr. R. Bornkamm für die Bereitstellung des Themas, seine Betreuung und Förderung.

Die Erstellung und Durchführung der Arbeit erfolgte an der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin Dahlem am Institut für Chemikalienprüfung. Das Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten ermöglichte eine Teilfinanzierung.

Dr. H. Becker (Institut für Chemikalienprüfung) danke ich für die Bereitstellung eines Arbeitsplatzes, Hilfestellung durch technische Assistenz sowie eine begleitende Diskussion, die besonders auch durch Herrn Dr. F. Riepert (Institut für Chemikalienprüfung) anregend intensiviert wurde. Herrn Dr. J. Pflugmacher (Institut für Chemikalienprüfung) danke ich für die stete Stählung meines Argumentationsvermögens. Hervorheben möchte ich auch die Hilfe bei der Dateneingabe zur statistischen Auswertung durch Fr. S. Maßmann (Institut für Chemikalienprüfung).

Dr. H. Petzold und Fr. v. Arnim danke ich für die Ermöglichung und Unterstützung bei der Durchführung der elektronenmikroskopischen Untersuchungen (Institut für Mikrobiologie der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft Berlin Dahlem).

Mein besonderer Dank gilt auch meinem Lebensgefährten Herrn M. Feibicke für seine anregende und unterstützende Diskussion, moralische Ermunterung sowie Hilfe bei der redaktionellen Arbeit.

**Schriftenreihe des Vereins für
Wasser-, Boden- und Lufthygiene e.V.**

Nr. 1*:	Stooff: Chemische und physikalisch-chemische Fragen der Wasserversorgung	
Nr. 2*:	Meinck: Englisch-deutsche und deutsch-englische Fachausdrücke aus dem Gebiete der Wasserversorgung und Abwasserbeseitigung	
Nr. 3*:	Kisker: Die Überwachung der Grundstückskläranlagen	
Nr. 4*:	Kolkwitz: Ökologie der Saprobien	
Nr. 5*:	Beger: Leitfaden der Trink- und Brauchwasserbiologie	
Nr. 6*:	Meinck/Stooff/Weldert/Kohlschütter: Industrie-Abwässer	
Nr. 7*:	Lüdemann: Die Giftwirkung des Mangans auf Fische, Krebse und Fischnährtiere	
Nr. 8:	Büsscher: Untersuchungen über den Aufwuchs in Wasserbecken und seine Bekämpfung mit Kupfersulfat . .	2,60 DM
Nr. 9:	Meinck/Thomaschk: Untersuchungen über den anaeroben Abbau von Viskoseschlamm	4,40 DM
Nr. 10:	Beyreis/Heller/Bursche: Beiträge zur Außenlufthygiene	9,60 DM
Nr. 11:	Steinkohlenflugasche	15,00 DM
Nr. 12*:	Bethge/Löbner/Nehls/Kettner/Lahmann: Außenlufthygiene. 1. Folge	
Nr. 13*:	Bethge/Büsscher/Zinkernagel/Löbner: Außenlufthygiene. 2. Folge	
Nr. 14a*:	Kruse: Einheitliche Anforderungen an die Trinkwasserbeschaffenheit und Untersuchungsverfahren in Europa	
Nr. 14b:	Einheitliche Anforderungen an die Beschaffenheit, Untersuchung und Beurteilung von Trinkwasser in Europa	8,60 DM
Nr. 15:	Löbner: Ergebnisse von Staubniederschlagsmessungen an verschiedenen Orten Deutschlands	2,00 DM
Nr. 16:	Naumann/Heller: Probleme der Verunreinigung von Grund- und Oberflächenwasser durch Mineralöle und Detergentien. Luftverunreinigung und Abhilfemaßnahmen	2,50 DM
Nr. 17:	Aurand/Delius/Schmier: Bestimmung der mit Niederschlag und Staub dem Boden zugeführten Radioaktivität (Tropfsammelverfahren)	4,00 DM

Nr. 18*:	Naumann: 60 Jahre Institut für Wasser-, Boden- und Lufthygiene	
Nr. 19:	Abhandlungen aus dem Arbeitsgebiet des Instituts für Wasser-, Boden- und Lufthygiene	17,60 DM
Nr. 20:	Sattelmacher: Methämoglobinämie durch Nitrate im Trinkwasser	4,80 DM
Nr. 21:	Vorträge auf der Jahrestagung des Vereins für Wasser-, Boden- und Lufthygiene 1963 in Berlin	4,80 DM
Nr. 22:	Langer/Kettner: Vorträge auf der Jahrestagung des Vereins für Wasser-, Boden und Lufthygiene 1964 in Köln	5,10 DM
Nr. 23:	Lahmann: Luftverunreinigung in den Vereinigten Staaten von Amerika	5,60 DM
Nr. 24*:	Mauch: Bestimmungsliteratur für Wasserorganismen in mitteleuropäischen Gebieten	
Nr. 25:	Lahmann/Morgenstern/Grupinski: Schwefeldioxid-Immissionen im Raum Mannheim/Ludwigshafen	6,80 DM
Nr. 26:	Kempf/Lüdemann/Pflaum: Verschmutzung der Gewässer durch motorischen Betrieb, insbesondere durch Außenbordmotoren	8,50 DM
Nr. 27:	Neuzeitliche Wasser-, Boden- und Lufthygiene	10,80 DM
Nr. 28:	Lahmann: Untersuchungen über Luftverunreinigungen durch den Kraftverkehr	13,40 DM
Nr. 29:	Heller/Kettner: Forschungsarbeiten über Blei in der Luft und in Staubbiederschlägen	11,60 DM
Nr. 30:	Meteorologie und Lufthygiene	19,80 DM
Nr. 31*:	Die Desinfektion von Trinkwasser	
Nr. 32*:	Rattenbiologie und Rattenbekämpfung	
Nr. 33:	Beiträge aus dem Gebiet der Umwelthygiene	30,80 DM
Nr. 34*:	Gewässer und Pestizide. 1. Fachgespräch	
Nr. 35:	Kettner: Geruchsbelästigende Stoffe	15,00 DM
Nr. 36:	Durchlässigkeit von Lockersedimenten – Methodik und Kritik	9,20 DM
Nr. 37*:	Gewässer und Pflanzenschutzmittel. 2. Fachgespräch	
Nr. 38*:	Umweltschutz und öffentlicher Gesundheitsdienst	
Nr. 39:	Schadstoff-Normierung der Außenluft in der Sowjetunion – MIK-Werte und Schutzzonen 1972	4,60 DM
Nr. 40:	Hygienisch-toxikologische Bewertung von Trinkwasserinhaltsstoffen	21,50 DM

Nr. 41:	Lufthygiene 1974	26,00 DM
Nr. 42:	Immissionssituation durch den Kraftverkehr in der Bundesrepublik Deutschland	70,00 DM
Nr. 43*:	Schwimmbadhygiene (vgl. Nr. 58)	
Nr. 44:	Zur Diskussion über das Abwasserabgabengesetz . .	18,00 DM
Nr. 45:	Siedlungshygiene und Stadtplanung	31,00 DM
Nr. 46:	Gewässer und Pflanzenschutzmittel. 3. Fachgespräch	32,00 DM
Nr. 47:	Dulson: Organisch-chemische Fremdstoffe in atmosphärischer Luft	28,00 DM
Nr. 48:	Chemisch-ökologische Untersuchungen über die Eutrophierung Berliner Gewässer unter besonderer Berücksichtigung der Phosphate und Borate	35,50 DM
Nr. 49*:	Lahmann/Prescher: Luftverunreinigungen in der Umgebung von Flughäfen	
Nr. 50:	Oetting: Hydrogeochemische Laboruntersuchungen an Bergmaterialien und einer Hochofenschlacke	43,20 DM
Nr. 51:	Gewässer und Pflanzenbehandlungsmittel IV, 4. Fachgespräch	28,50 DM
Nr. 52:	Aktuelle Fragen der Umwelthygiene	65,00 DM
Nr. 53*:	Luftqualität in Innenräumen	
Nr. 54:	Limnologische Beurteilungsgrundlagen der Wassergüte (Kolkwitz-Symposium)	12,50 DM
Nr. 55:	Atri: Schwermetalle und Wasserpflanzen	29,00 DM
Nr. 56:	Zellstoffabwasser und Umwelt	48,00 DM
Nr. 57*:	Gewässerschutz - Abwassergrenzwerte, Bioteste, Maßnahmen	
Nr. 58:	Schwimmbadhygiene II	33,00 DM
Nr. 59:	Lufthygiene 1984	48,00 DM
Nr. 60*:	Atri: Chlorierte Kohlenwasserstoffe in der Umwelt I	
Nr. 61:	Figge/Klahn/Koch: Chemische Stoffe in Ökosystemen	48,00 DM
Nr. 62:	Chemical Water and Wastewater Treatment	60,00 DM
Nr. 63:	Humanökologie - Umwelt-, Innenraum- und Siedlungshygiene	38,00 DM
Nr. 64:	Boden- und Grundwasserschutz	46,00 DM
Nr. 65:	Umwelthygiene für Ärzte und Naturwissenschaftler . .	78,00 DM
Nr. 66:	Atri: Chlorierte Kohlenwasserstoffe in der Umwelt II . .	65,00 DM
Nr. 67:	Luftverunreinigung durch Kraftfahrzeuge	48,00 DM

Nr. 68*:	Grundwasserbeeinflussung durch Pflanzenschutzmittel	
Nr. 69:	Smogepisoden	58,00 DM
Nr. 70:	Atri: Chlorierte Kohlenwasserstoffe in der Umwelt IV	76,00 DM
Nr. 71:	Haaranalyse in der Medizin und Umwelt	48,00 DM
Nr. 72:	Legionellen	40,00 DM
Nr. 73:	Atri: Nickel – Elemente in der aquatischen Umwelt I	54,00 DM
Nr. 74:	Schwermetalle in der Umwelt	54,00 DM
Nr. 75:	Atri: Arsen – Elemente in der aquatischen Umwelt II	44,00 DM
Nr. 76:	Grenzwerte und Risikobetrachtungen in der Umwelthygiene	34,00 DM
Nr. 77:	Landwirtschaftliche Klärschlammverwertung (noch nicht erschienen)	ca. 40,00 DM
Nr. 78:	Viren und Plasmide in der Umwelt	58,00 DM
Nr. 79:	Pflanzenschutzmittel und Grundwasser	78,00 DM
Nr. 80:	Biotechnologische In-situ-Sanierung kontaminierter Standorte	58,00 DM
Nr. 81:	Zusatzstoffe für Trinkwasser	48,00 DM
Nr. 82:	Halogenkohlenwasserstoffe in Wasser und Boden	46,00 DM
Nr. 83:	Bartel/Bartocha/Grohmann/Seidel: Warmsprudelbecken	56,00 DM
Nr. 84:	Nerger: Leichtflüchtige Chlorkohlenwasserstoffe	45,00 DM
Nr. 85:	Marschner: Phytotoxizitätsuntersuchungen	46,00 DM

Die genannten Veröffentlichungen können beim Gustav Fischer Verlag, Postfach 72 01 43, D-7000 Stuttgart 70, bestellt werden. Vereinsmitglieder können die Veröffentlichungen beim Verein zu Vorzugspreisen erwerben.

Mit * gekennzeichnete Nummern sind vergriffen.

Der gemeinnützige Verein fördert insbesondere die wissenschaftlichen Arbeiten des Instituts für Wasser-, Boden- und Lufthygiene des Bundesgesundheitsamtes.

Wer an Informationen über den Verein für Wasser-, Boden- und Lufthygiene e.V. interessiert ist oder Mitglied dieses Vereins werden möchte, wende sich bitte direkt an den Verein für Wasser-, Boden- und Lufthygiene e.V., Postfach 31 14 20, 1000 Berlin 31, Telefon (0 30) 86 33-27 07.

