

Teilthema 2.5a:

Biologische Verfahren in der Laboranalytik bei Altlasten

Beitrag der Thüringer Landesanstalt für Umwelt

Inhaltsverzeichnis

2.5a.1. Einleitung	4
2.5a.2. Ökotoxikologische Testsysteme und ihre prinzipielle Leistungsfähigkeit bei der Beurteilung von Umweltproben.....	5
2.5a.2.1. Kategorien von Testsystemen	5
2.5a.2.1.1. Screening-Tests	6
2.5a.2.1.2. Funktionstests.....	6
2.5a.2.2. Bedeutung ökotoxikologischer Testsysteme im Rahmen der Altlastenbearbeitung	7
2.5a.2.2.1. Ökotoxikologische Tests als integrativer Parameter.....	7
2.5a.2.2.2. Mobilität von Schadstoffen	7
2.5a.2.2.3. Bioverfügbarkeit von Schadstoffen.....	7
2.5a.3. Grundlagen zur Auswahl von Testsystemen und Testorganismen ...	8
2.5a.3.1. Testsysteme	8
2.5a.3.2. Testorganismen	10
2.5a.3.2.1. Aquatische Testorganismen	10
2.5a.3.2.2. Terrestrische Testorganismen	11
2.5a.4. Anwendbarkeit der Testsysteme -Grenzen und Entwicklungsbedarf14	
2.5a.4.1. Einflussgrößen bei ökotoxikologischen Testsystemen.....	14
2.5a.4.1.1. Terrestrische Testsysteme	14
2.5a.4.1.2. Aquatische Testsysteme.....	15
2.5a.4.1.3. In-vitro Verfahren.....	16
2.5a.4.2. Problemkreis: Terrestrische Testsysteme - Festlegung einer Bezugsgröße (Kontrolle)	16
2.5a.4.2.1. Lösungsansatz: Unkontaminierter Boden vom gleichen Standort	17
2.5a.4.2.2. Lösungsansatz: Festlegung einer Mindestlebensraumfunktion.....	17
2.5a.4.2.3. Lösungsansatz: Aufstellung von Referenzwertebereichen	18
2.5a.4.2.4. Lösungsansatz: Bodenartunabhängige biologische Parameter.....	18
2.5a.4.2.5. Fazit: Bezugsgröße für terrestrische Testsysteme	20
2.5a.4.3. Problemkreis: Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Eluatherstellung aus Bodenproben	21
2.5a.4.3.1. Lösungsansätze: Eluatherstellung.....	21
2.5a.4.3.2. Fazit: Eluatherstellung	24

2.5a.4.4.	Problemkreis: Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - pH-Wert der Proben	25
2.5a.4.4.1.	<i>Lösungsansätze: pH-Werte der Proben</i>	25
2.5a.4.4.2.	<i>Fazit: pH-Wert der Eluate</i>	26
2.5a.4.5.	Problemkreis: Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Färbung der Proben	26
2.5a.4.5.1.	<i>Lösungsansätze: Färbung der Eluate</i>	27
2.5a.4.5.2.	<i>Fazit: Färbung der Eluate</i>	27
2.5a.4.6.	Problemkreis: Aquatische Testsysteme - Nährstoffe in Eluaten	28
2.5a.4.6.1.	<i>Lösungsansätze: Nährstoffe in Eluaten</i>	30
2.5a.4.6.2.	<i>Fazit: Nährstoffe in Eluaten</i>	31
2.5a.4.7.	Gesamtfazit: Forschungsbedarf im Hinblick auf die Validität der Ergebnisse von ökotoxikologischen Untersuchungen in der Altlastenbeurteilung	32
2.5a.5.	Zuordnung von Testsystemen für verschiedene Einsatzbereiche ...	34
2.5a.6.	Beurteilung der Testverfahren	36
2.5a.6.1.	Kriterien bei der Beurteilung ökotoxikologischer Testverfahren	37
2.5a.6.2.	Beurteilung der Testverfahren	39
2.5a.7.	Empfehlungen von Testsystemen für die Bereiche Boden, Grundwasser, Oberflächenwasser auf Basis der bisher vorliegenden Erfahrungen	60
2.5a.8.	Zusammenfassung	64
2.5a.9.	Literatur	65

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:	Kategorien ökotoxikologischer Testsysteme	5
Abbildung 2:	Vergleich der ökologischen Relevanz und Laufzeit ökotoxikologischer Testverfahren (nach Kanne 1991 mod.)	9
Abbildung 3:	Klassifikation von Bodenorganismen auf Grund ihrer Körpergröße sowie Poren- und Partikeldurchmesser (aus Gisi et al. 1990)	12
Abbildung 4:	Verteilung eines Stoffes auf die drei Phasen eines Bodens.	13
Abbildung 5:	Mikrobiologische Untersuchungen von zwei Mineralölschadensfällen nach mikrobiologischer Sanierung (nach DECHEMA 1995)	18
Abbildung 6:	Reproduktionsraten von Nematoden im Nematoden-Boden-Test (Hammel 1997; Test 24) (Grünl. = Grünland, Weinb. = Weinberg).	19
Abbildung 8:	Veränderung von Nährstoffgehalten im Algentest mit Bodeneluaten und Grundwasserproben durch Verdünnung mit Nährmedium und dessen Einfluss auf das Algenwachstum.	30

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1:	Aktivitäten der Bodenmikroflora und Abundanzen von Nematoden in landwirtschaftlich genutzten Böden.	15
Tabelle 2:	Charakteristika (pH, WHK, C _{org} , N _{gesamt} , Bodenart) von Referenzböden Borstel, Jülich, Harsum und Bodenproben einer Bergbauregion (Grünl. = Grünland, Weinb. = Weinberg).	20
Tabelle 3:	Nährstoffgehalte und DOC-Werte in Boden-, Abfall- und Komposteluaten (Hund 1997); n.n. = nicht nachweisbar	29
Tabelle 4:	Einsatzbereiche ökotoxikologischer Testsysteme bei der Bearbeitung von Altlasten.	36
Tabelle 5:	Beurteilung von terrestrischen Testsystemen für Böden hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität entsprechend TMLNU 1997.	40
Tabelle 6:	Beurteilung von Testsystemen für wässrige Proben hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität.	42
Tabelle 7:	Beurteilung von In-vitro Testsystemen hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität.	43
Tabelle 8:	Terrestrische Testsysteme mit maximal 14 Tagen Laufzeit.	44
Tabelle 9:	Terrestrische Testsysteme mit einer Laufzeit von mehr als 14 Tagen.	45
Tabelle 10:	Terrestrische Testsysteme zur akuten/subakuten Ökotoxizität.	47
Tabelle 11:	Terrestrische Reproduktionstests.	48
Tabelle 12:	Terrestrische Testsysteme mit den Hauptexpositionspfaden Luft und Nahrung.	50
Tabelle 13:	Terrestrische Testsysteme mit den Hauptexpositionspfaden Porenwasser und Nahrung.	51
Tabelle 14:	Terrestrische Testsysteme mit Destruenten und Mineralisierern.	52
Tabelle 15:	Terrestrische Testsysteme mit Produzenten und Konsumenten.	53
Tabelle 16:	Terrestrische Multispezies-Testsysteme ohne Ökosystemausschnitte.	54
Tabelle 17:	Für ein Screening geeignete Testverfahren. (Auswahlkriterium: Testdauer) Berücksichtigt wurden ausschließlich Testsysteme, die unter der Fragestellung von Phase I des Projektes recherchiert wurden (TMLNU 1997).	55
Tabelle 18:	Testsysteme zur Prüfung der Rückhaltefunktion geordnet nach natürlichem Lebensraum des Organismus.	56
Tabelle 19:	Testsysteme zur Prüfung der Lebensraumfunktion stehender Oberflächengewässer. Berücksichtigt wurden ausschließlich Testsysteme, die unter der Fragestellung von Phase I des Projektes recherchiert wurden (TMLNU 1997).	57
Tabelle 20:	Testsysteme zur Prüfung der Lebensraumfunktion von Böden.	58
Tabelle 21:	Toxizitätsschwellen terrestrischer Testsysteme zur Beurteilung der Lebensraumfunktion von Böden nach DECHEMA (1995).	61
Tabelle 22:	Toxizitätsschwellen aquatischer Testsysteme zur Beurteilung des Pfades Boden - Grundwasser nach DECHEMA (1995)	62

2.5a.1. Einleitung

Zur Beurteilung des Sanierungsbedarfs von Böden und zur Feststellung des Sanierungserfolges sind verschiedene ökotoxikologische Tests in der Anwendung. Einen Überblick über bestehende und in der Entwicklung befindliche ökotoxikologische Testmethoden gibt der Bericht: Biologische Verfahren in der Laboranalytik bei Altlasten-Stoffsammlung (TMLNU 1997). Zusammengestellt wurden Verfahren, deren Durchführung mit aquatischen oder terrestrischen Organismen erfolgt. Des Weiteren wurden In-vitro-Testverfahren aufgenommen.

Zusätzlich erfolgte eine Bewertung im Hinblick auf „Validität“, „Ökologische Relevanz“ und „Praktikabilität“.

Bei der Zusammenstellung der Testverfahren wurde deutlich, dass die wenigsten Methoden an real kontaminierten Standorten im Hinblick auf die Anwendbarkeit und Interpretierbarkeit der Ergebnisse überprüft sind. In der Mehrzahl der Fälle lag der Schwerpunkt auf der Testentwicklung. Dabei wird die Sensitivität der Organismen auf Schadstoffe belegt. Um dies exakt nachzuweisen, wird hoch standardisiert gearbeitet.

Für aquatische Testsysteme einschließlich der In-vitro-Verfahren bedeutet dies, dass definierte Nährmedien verwendet werden, in denen der gewählte Schadstoff gelöst wird und die auf den Testorganismus abgestimmt sind. Durch Verdünnungsreihen mit dem Nährmedium werden Konzentrationsreihen hergestellt, wobei Gewähr leistet ist, dass sich die einzelnen Ansätze nur in der Konzentration der Testsubstanz unterscheiden. Der Testorganismus wird exponiert und nach einer festgelegten Inkubationszeit dessen Reaktionen im Vergleich zum Ansatz mit nicht kontaminiertem Medium (Kontrolle) detektiert.

Bei terrestrischen Testsystemen werden Böden oder künstlich hergestellte Bodensubstrate mit Schadstoffen dotiert. Auch bei diesen Tests werden die Reaktionen der Organismen mit solchen aus identischem aber unbelastetem Substrat verglichen. Generell gilt, dass die Reaktion von eingesetzten Testorganismen bzw. die Abundanz bodenimmanenter Organismen durch die chemisch-physikalischen Eigenschaften der Böden beeinflusst wird. Da bei der geschilderten Vorgehensweise unkontaminierte Kontrollen zur Verfügung stehen, zu denen die Messwerte in Relation gesetzt werden, können signifikante Unterschiede mit Sicherheit auf den zugesetzten Schadstoff zurückgeführt werden.

In der vorliegenden Phase II des Projektes sollten nun auf der Grundlage der recherchierten Testsysteme mit Schwerpunkt auf den Einzelspezies-tests folgende Problemkreise betrachtet werden:

- Prinzipielle Leistungsfähigkeit von ökotoxikologischen Testsystemen bei der Beurteilung von Umweltproben
- Grundlagen für die Auswahl von terrestrischen Organismen und Testsystemen
- Anwendbarkeit von Testsystemen, entwickelt für/an Reinsubstanzen auf reale Umweltproben: Grenzen und Entwicklungsbedarf

- Zuordnung von Testsystemen für die Einsatzbereiche Erkundung, Auswahl von Sanierungsverfahren, Kontrolle des Sanierungsverlaufs, Endkontrolle der Sanierung sowie Zuordnung zu verschiedenen Testmedien (Boden, Bodeneluat, Wasser)
- Beurteilung der Testverfahren
- Empfehlungen von Testsystemen für die Bereiche Boden, Grundwasser und Oberflächenwasser auf Basis der bisher vorliegenden Erfahrungen

2.5a.2. Ökotoxikologische Testsysteme und ihre prinzipielle Leistungsfähigkeit bei der Beurteilung von Umweltproben

Mit Hilfe ökotoxikologischer Testsysteme ist es möglich, ein toxisches Potenzial eines Substrates / Mediums zu detektieren. Sie erlauben Aussagen, ob von einer untersuchten Probe eine Gefahr für Organismen in der Umwelt ausgehen kann. Dabei finden je nach Fragestellung und betrachtetem Medium unterschiedliche Verfahren Anwendung.

Humantoxikologische Fragestellungen wie der Transfer von Schadstoffen in Nutzpflanzen und das daraus resultierende Risiko für den Menschen oder auch die direkte Gefährdung des Menschen beispielsweise durch Ingestion eines stofflich belasteten Bodens zählen nicht zum Einsatzbereich ökotoxikologischer Testsysteme.

2.5a.2.1. Kategorien von Testsystemen

Generell kann je nach verwendeten Testsystemen bzw. Fragestellung zwischen Screening-Tests und „Funktionstests“ differenziert werden. Innerhalb dieser beiden Kategorien kann wiederum zwischen terrestrischen und aquatischen Tests unterschieden werden.

Die Zusammenhänge sind nochmals in Abbildung 1 dargestellt.

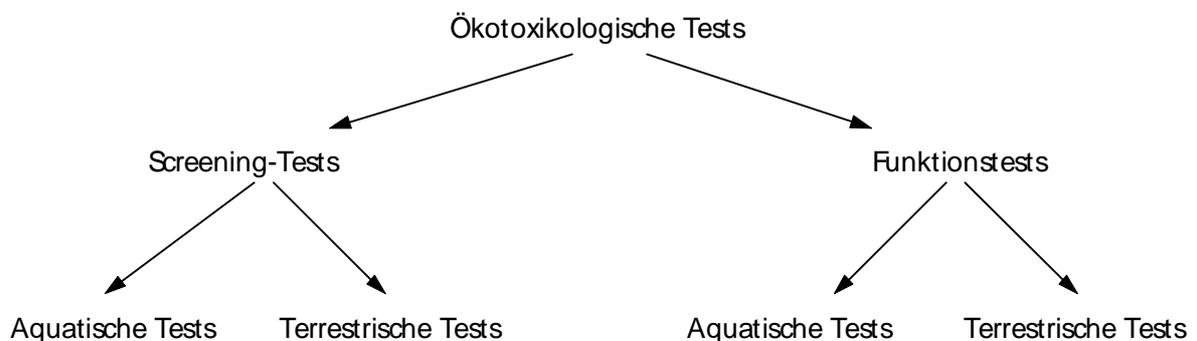


Abbildung 1: Kategorien ökotoxikologischer Testsysteme.

2.5a.2.1.1. Screening-Tests

Ziel dieser Tests ist es, generelle Aussagen hinsichtlich des Vorliegens von bioverfügbaren, toxischen Kontaminanten in möglichst kurzen Zeiträumen mit einem vergleichsweise geringen Arbeits- und folglich Kostenaufwand zu liefern. Aussagen in Bezug auf Funktionen des betrachteten Kompartimentes (z.B.: Lebensraum) sollen mit diesen Tests nicht getroffen werden. Es eignen sich Verfahren mit terrestrischen wie auch mit aquatischen Organismen. Neben organismischen Verfahren sind auch solche mit Zellkulturen, Zellorganellen oder isolierten Enzymen, die in der Regel mit wässrigen Proben oder Bodeneluaten durchgeführt werden, geeignet.

2.5a.2.1.2. Funktionstests

Im Gegensatz zu den Screening-Tests handelt es sich hierbei in der Regel um aufwendigere Untersuchungen. In diese Kategorie können sowohl aquatische als auch terrestrische Testsysteme gestellt werden.

Terrestrische Testsysteme:

Unter der Rubrik „terrestrische Tests“ werden Methoden zusammengefasst, die direkt mit Boden / Substrat durchgeführt werden.

Ziel von terrestrischen Funktionstests ist es, Aussagen hinsichtlich einer Beeinträchtigung der Bodenfunktion „Lebensraum für Bodenorganismen und Pflanzen“ zu treffen. Dabei werden generell zwei Vorgehensweisen unterschieden:

- Untersuchungen der Aktivität oder Abundanz von bodenimmanenten Organismen (Organismen, die bereits im Boden vorliegen)
- Untersuchung der Reaktion von Bodenorganismen bzw. Pflanzen, die für die Prüfung als Testorganismen in das Substrat eingesetzt werden

Aussagen im Hinblick auf den Pfad Boden-Mensch sind mit diesen Testsystemen nicht möglich. Hinsichtlich des Pfades Boden-Pflanze wird die Wirkung auf den Organismus und nicht der Transfer von Kontaminanten betrachtet.

Aquatische Testsysteme:

Aquatische Tests werden mit wässrigen Proben (z.B.: Grundwasser, Oberflächenwasser) oder Bodeneluaten durchgeführt.

Angewendet auf Proben von Grund- oder Oberflächenwasser werden Aussagen ermöglicht, inwieweit in diesen Proben die Lebensraumfunktion für aquatische Organismen beeinträchtigt ist. Die Überprüfung von wässrigen Bodeneluaten soll hingegen eine Beurteilung des Wirkungspfadens Boden - Grundwasser ermöglichen. In diesem Fall werden Aussagen im Hinblick auf die Rückhaltefunktion eines Bodens für Schadstoffe getroffen.

2.5a.2.2. Bedeutung ökotoxikologischer Testsysteme im Rahmen der Altlastenbearbeitung

Als Ergänzung zur chemischen Analytik können mit ökotoxikologischen Tests wertvolle Zusatzinformationen erhalten werden:

2.5a.2.2.1. Ökotoxikologische Tests als integrativer Parameter

Chemische Analytik erfolgt substanzbezogen, wodurch nur diejenigen Kontaminanten erfasst werden, auf die die Analytik abgestimmt ist. Weitere Schadstoffe bleiben unerkannt. Die Substanzauswahl erfolgt dabei auf Grund der Standorthistorie und umfasst in der Regel Ausgangssubstanzen sowie gelegentlich Hauptmetabolite. Ökotoxikologische Tests hingegen integrieren die Effekte aller bioverfügbaren toxischen Substanzen (Ausgangssubstanzen und Abbauprodukte). Sie erfassen auch diejenigen Stoffe, die bei der chemischen Analytik nicht berücksichtigt bzw. nachgewiesen werden.

2.5a.2.2.2. Mobilität von Schadstoffen

Für die chemische Analytik liegen derzeit die folgenden Extraktionsverfahren zur Bestimmung des von Altlasten ausgehende Grundwassergefährdungspotenzials vor :

DIN 38414-4

Deutsche Einheitsverfahren zur Wasser-, Abwasser- und Schlammuntersuchung - Teil 4: Bestimmung der Eluierbarkeit mit Wasser (S4)

DIN 19730

Bodenbeschaffenheit - Extraktion von Spurenelementen mit Ammoniumnitratlösung

DIN V 19736

Bodenbeschaffenheit - Ableitung von Konzentrationen organischer Stoffe im Bodenwasser

Diese Verfahren dienen der gezielten chemischen Analytik ausgewählter Kontaminanten. Dadurch bleiben weitere toxische Substanzen einschließlich der Metabolite unberücksichtigt.

Ökotoxikologische Testsysteme mit wässrigen Bodeneluaten geben dagegen Hinweise in Bezug auf das über den Pfad „Bodenporenwasser“ austragbare toxische/ökotoxische Potential, als Summe der darin enthaltenen Stoffe.

2.5a.2.2.3. Bioverfügbarkeit von Schadstoffen

Gesamtgehaltsbestimmungen von Kontaminanten speziell im Boden erlauben keine Aussagen im Hinblick auf denjenigen Anteil, der für Organismen verfügbar ist. Testorganismen reagieren dagegen zwangsläufig ausschließlich auf den jeweils bioverfügbaren Anteil einer

Kontamination. Der bioverfügbare Anteil von Kontaminationen des Bodens ist jedoch bei der Bewertung eines Substrates von besonderem Interesse.

2.5a.3. Grundlagen zur Auswahl von Testsystemen und Testorganismen

Organismen unterschiedlicher Taxa weisen in der Regel eine andere Sensitivität gegenüber einem spezifischen Schadstoff auf. Bedingt durch die Vielzahl möglicher Wirkmechanismen einerseits sowie das artspezifische Kompensationspotenzial von Testorganismen gegenüber einer Schädigung andererseits ist es nicht möglich, einen Organismus als am sensitivsten gegenüber allen Schadstoffen zu benennen. Um diesem Umstand Rechnung zu tragen, sollten für die ökotoxikologische Bewertung eines Standortes, Substrates oder Mediums mehrere, in ihren physiologischen Eigenheiten möglichst unterschiedliche Testorganismen herangezogen werden. Eine solches Kollektiv von Tests (Testbatterie) führt zu einer größeren Aussagesicherheit. Bei der Zusammenstellung einer Testbatterie ist jedoch nicht nur die Physiologie der Testorganismen, die in der Zuordnung einer Spezies zu einer taxonomischen Gruppe Ausdruck findet, zu beachten. Gilt es, die Lebensraumfunktion eines Substrates / Mediums zu bewerten, muss auch die Trophie der Organismen berücksichtigt werden. Eine Störung der Lebensraumfunktion findet nicht nur Ausdruck in einer direkten Schädigung von Organismen. Eine Einschränkung dieser Funktion liegt auch dann vor, wenn durch die Schädigung von Organismen einer trophischen Ebene der nachfolgenden Ebene die Nahrungsgrundlage fehlt. Entsprechend sollte eine Testbatterie zur Bewertung der Lebensraumfunktion die wichtigsten trophischen Gruppen (Produzenten, Konsumenten, Destruenten, Mineralisierer) umfassen.

Die Forderung nach einer Testbatterie besteht auch in besonderem Maße für suborganismische In-vitro Verfahren. Mit solchen Tests kann das Vorliegen von Schadstoffen eines spezifischen Wirktypes nachgewiesen werden. Die einzelnen Methoden repräsentieren jedoch nur einen möglichen Wirkort innerhalb eines Gesamtorganismus. Angesichts der Vielzahl möglicher Wirkorte ist für eine hinreichende Aussagesicherheit bei der ökotoxikologischen Bewertung die Anwendung einer Testbatterie erforderlich.

2.5a.3.1. Testsysteme

Die Übertragbarkeit von Ergebnissen aus Untersuchungen im Labor auf die Situation im Freiland und ihre Bedeutung unter realen, „natürlichen“ Bedingungen (Umweltrelevanz) ist in Abhängigkeit der Testsysteme sehr unterschiedlich. Die Zusammenhänge können wie in Abbildung 2 dargestellt werden.

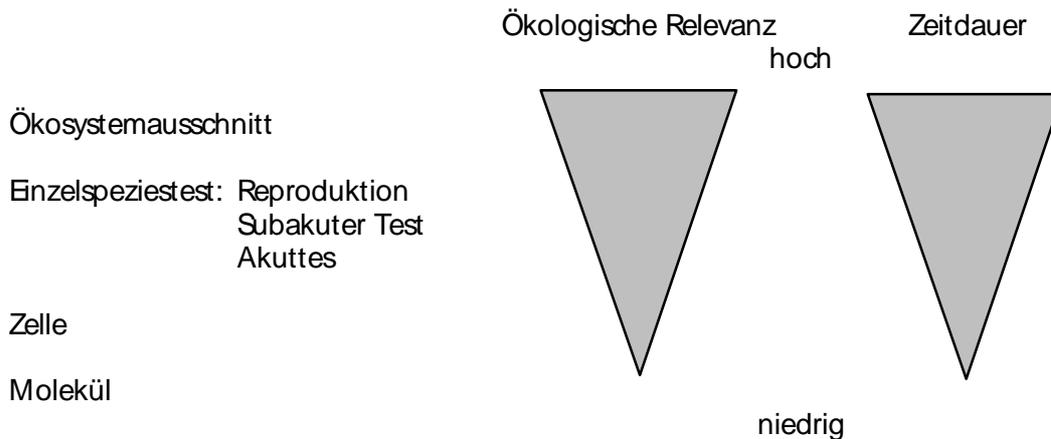


Abbildung 2: Vergleich der ökologischen Relevanz und Laufzeit ökotoxikologischer Testverfahren (nach Kanne 1991 mod.)

Die geringste Umweltrelevanz weisen Tests auf molekularer und zellulärer Ebene auf. Sie erfassen nur einen kleinen Ausschnitt des Reaktionsspektrums welches einem Organismus zur Verfügung steht. Das Kompensationspotenzial auf organismischer Ebene bleibt unberücksichtigt. Je nach Aufnahmepfad (Weg zum Wirkort) können derartige Tests empfindlicher, aber auch unempfindlicher auf eine Schadstoffbelastung reagieren als Organismen. Der Vorteil dieser Tests liegt jedoch in dem sehr geringen Zeitbedarf, so dass schon innerhalb kurzer Zeit Ergebnisse über ein Toxizitätspotenzial vorliegen. Indem derartige Tests auf molekularer Ebene bestimmte Wirktypen anzeigen, können sie zudem Hinweise auf spezifische Substanzklassen der Kontaminanten liefern. Beispielsweise reagiert die Acetylcholinesterase sensitiv auf Organophosphate und Carbamate (z.B.: Insektizide, Nervengifte) (Wenzel et al. 1997). Solche Tests können damit, insbesondere in der Erkundungsphase der Altlastenbearbeitung, eine wertvolle (kostensparende) Ergänzung der chemischen Analytik sein. Zelluläre Testsysteme zeigen im Gegensatz zu wirktypspezifischen Testsystemen eine generelle Toxizität an.

Bei terrestrischen wie aquatischen Testsystemen kann zwischen den Testtypen akuter -, subakuter - und Reproduktionstest unterschieden werden. Akute Tests verwenden meist die Mortalität oder andere offensichtliche Schädigungen eines Organismus als Wirkkriterium. Sie zeichnen sich zumeist durch eine relativ kurze Laufzeit aus. Um einen Effekt mit solchen Testsystemen festzustellen sind in der Regel hohe Dosen einer toxischen Substanz erforderlich. Wird die Dauer solcher Tests verlängert (subakuter Test) und weitere subletale Parameter verwendet, werden auch prä-mortale Wirkungen erfasst.

Zum Nachweis langfristiger Wirkungen einer Belastung eignen sich Reproduktionstests. Mit diesen Methoden können Effekte auf die Populationsdynamik gezeigt werden. Dadurch besitzen derartige Tests eine höhere Aussagekraft.

Die höchste Umweltrelevanz weisen ökosystemare Testsysteme wie terrestrische Lysimeter und aquatische Mikrokosmen auf. Bei diesen kommen auch sekundäre Effekte, die aus

dem Zusammenspiel der einzelnen Populationen innerhalb der Zönose resultieren, zum Tragen. Beispielsweise werden räuberische Arten, die selbst gegenüber einem Schadstoff unempfindlich sind, durch den Ausfall ihrer schadstoffsensitiven Beute ebenfalls geschädigt. Um derartige Effekte zu erfassen werden mehrere Generationen der zu betrachtenden Organismen beobachtet. Dadurch beträgt die Laufzeit solcher Untersuchungen in der Regel Monate bis Jahre, da die Reproduktionszyklen des langsamsten Organismus, der betrachtet werden soll, abgewartet werden muss. Eintagsfliegen reproduzieren sich beispielsweise je nach Art von mehrmals im Jahr bis zu einmal alle drei Jahre. Auf Grund der aufwendigeren Untersuchungen und des damit einhergehenden höheren Kostenaufwandes erscheinen derartige Testsysteme für Routineanalytik im Altlastenbereich ungeeignet.

2.5a.3.2. Testorganismen

2.5a.3.2.1. Aquatische Testorganismen

In Phase I dieses Projektes waren 33 organismische Testsysteme für wässrige Proben recherchiert worden, wobei 36 verschiedene Testorganismen zur Anwendung gelangen. In-vitro-Verfahren sind dabei nicht berücksichtigt. Zur Untersuchung wässriger Proben in Abhängigkeit von dem zu untersuchenden Testmedium ist im Sinne einer Testbatterie eine Auswahl an Testorganismen zu treffen. Dabei muss berücksichtigt werden, dass die Organismen eine Nahrungskette bilden. Wenn ein Organismus im Test nicht reagiert, ist dennoch denkbar, dass er von einer Belastung des Umweltkompartimentes betroffen ist, da seine Nahrungsquelle beeinträchtigt wurde. Einige der zur Verfügung stehenden Testorganismen können als Indikator für die Lebensraumfunktion von stehenden Gewässern herangezogen werden.

Biozönosen von Fließgewässern und Grundwasser unterscheiden sich von denen in stehenden Oberflächengewässern signifikant. So fehlen in Grundwasserzönosen im Gegensatz zu den Lebensgemeinschaften der Oberflächengewässer die Primärproduzenten (Algen, höhere Pflanzen). Die Organismen derzeit etablierter Testsysteme entstammen jedoch Oberflächengewässern. Sie können daher nicht als Stellvertreterorganismen zur Bewertung der Lebensraumfunktion von Grundwasser dienen.

Ebenso wenig können die in Kapitel 6 aufgelisteten Testmethoden zur Bewertung der Lebensraumfunktion von Fließgewässern herangezogen werden, da Fließgewässerzönosen im Wesentlichen durch das Sediment bewohnende Organismen geprägt sind. Bei den Organismen dieser Tests handelt es jedoch um Organismen des Freiwassers, für die zumeist eine andersartige Exposition angenommen werden muss.

Bei der Testung von Grundwasser und Fließgewässern mit den in der Regel eingesetzten aquatischen Organismen muss sich daher die Aussage auf das Vorliegen von toxischen Wasserinhaltsstoffen beschränken. Aber auch in diesen Systemen gilt, dass für die Prüfung eine Testbatterie herangezogen werden sollte, da unbekannt ist, welcher Organismus

sensitiv reagiert. Durch den Einsatz von mehreren Organismen kann das Risiko einer falsch-negativen Aussage minimiert werden.

Für die Prüfung von Bodeneluaten können Organismen verwendet werden, die im Boden leben. Da primär jedoch die Aussage getroffen werden soll, ob mobile toxische, bioverfügbare Schadstoffe im Boden vorliegen, die über Niederschläge verlagert werden können, und kein Bezug zur Lebensraumfunktion hergestellt werden soll, ist auch jeder aquatische Testorganismus einsetzbar. Auch hier gilt, dass immer eine Testbatterie getestet werden sollte, da unbekannt ist, welcher Organismus sensitiv reagiert.

2.5a.3.2.2. Terrestrische Testorganismen

Terrestrische Testsysteme mit Bodenorganismen werden angewandt, um Aussagen im Hinblick auf die Bodenfunktion „Lebensraum“ zu erhalten. In Phase I dieses Projektes waren 77 Testsysteme mit Bodenorganismen recherchiert worden. In dieser Zahl sind die Multi-spezies-tests und Mikrokosmossysteme nicht berücksichtigt.

Die Organismen leben im Boden nicht isoliert, sondern stehen untereinander in zahlreichen Wechselwirkungen. Zudem unterscheiden sie sich in ihrem Lebensraum. So leben beispielsweise Mikroorganismen im Bodenporenwasser, Carabiden auf dem Boden und Collembolen in luftgefüllten Bodenporen. Aus der Vielzahl der zur Verfügung stehenden Testorganismen sind für jeden Anwendungsfall gezielt Stellvertreterorganismen für die Untersuchung auszuwählen. Dabei sind die Zusammenhänge zu berücksichtigen, die im Folgenden näher erläutert werden.

Die Gesamtheit der im Boden lebenden Organismen wird als Edaphon bezeichnet und in Bodenflora (Bakterien, Pilze, Algen, unterirdische Pflanzenorgane) sowie Bodenfauna (Protozoen, Nematoden, Mollusken, Anneliden, Arthropoden) unterteilt. Eine grobe Einteilung des Edaphons ist auf Grund der Körpergröße der Organismen in Mikroflora sowie Mikrofauna (0,002 - 0,2 mm), Mesofauna (0,2 - 2 mm), Makrofauna (2 - 20 mm) und Megafauna (> 20 mm) möglich (Abbildung 3).

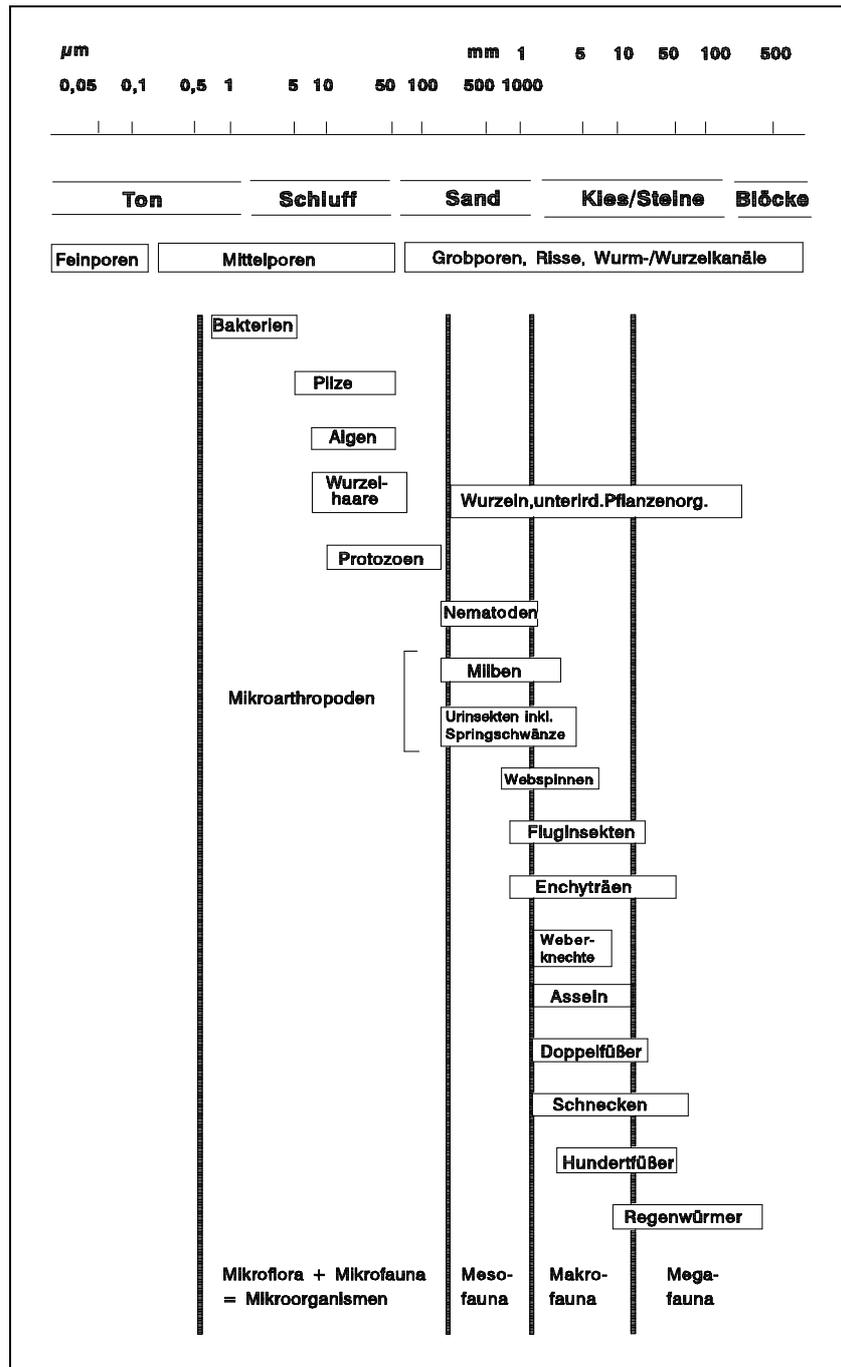


Abbildung 3: Klassifikation von Bodenorganismen auf Grund ihrer Körpergröße sowie Poren- und Partikeldurchmesser (aus Gisi et al. 1990).

Die edaphischen Organismen sind über ein komplexes Nahrungsnetz verbunden und voneinander abhängig. So schafft beispielsweise das Zerkleinern der Streu durch Regenwürmer die Nahrungs- und Lebensgrundlage von Mikroorganismen, deren Stoffwechselaktivität wiederum durch die Beweidung durch Nematoden oder Collembolen gesteigert wird. Regenwürmer, aber auch Bakterien und Algen verbessern die Krümelstruktur eines Bodens wesentlich und schaffen damit zugleich Lebensräume für Vertreter der Mikro- und Meso-fauna.

Da die Organismen einer Bodenzönose über ein komplexes Nahrungsnetz voneinander abhängig sind, sollten bei der Zusammenstellung einer Testbatterie zur Beurteilung der Lebensraumfunktion eines Bodens die trophischen Ebenen berücksichtigt werden.

Weiterhin ist bei der Wahl geeigneter Testverfahren die Exposition des Organismus im Testsystem zu beachten. Je nach Lebensweise und Größe sind edaphische Organismen den drei Phasen des Bodens (Festphase, Wasser, Luft) unterschiedlich intensiv ausgesetzt. So sind Vertreter der Mikroflora und -fauna weitestgehend über das Porenwasser exponiert, während größere Laufkäfer je nach Entwicklungsphase vor allem über die Nahrung und bodennahe Luft oder die Bodenlösung einem Schadstoff im Boden ausgesetzt sind. Einige Methoden mit räuberischen Tieren sehen die Fütterung mit nicht kontaminierter Nahrung vor. Unter realen Bedingungen stellt für diese Organismen jedoch die Nahrung vermutlich den Hauptexpositionspfad dar. Dieser wird somit nicht betrachtet und nur die Nebenexpositionspfade Porenwasser und bodennahe Luft werden erfasst.

Die Anwendung des Auswahlkriteriums Exposition setzt die Kenntnis der Kontaminanten im betrachteten Boden voraus. Ist dies gegeben, kann mit Hilfe der physikochemischen Eigenschaften der Kontaminanten und des Substrates zunächst deren Verteilung auf die drei Phasen des Bodens abgeschätzt werden (Abbildung 4). Aus der Verteilung des/der Fremdstoffe leitet sich ein Hauptexpositionspfad ab, der dann bei der Wahl des Tests berücksichtigt werden kann.

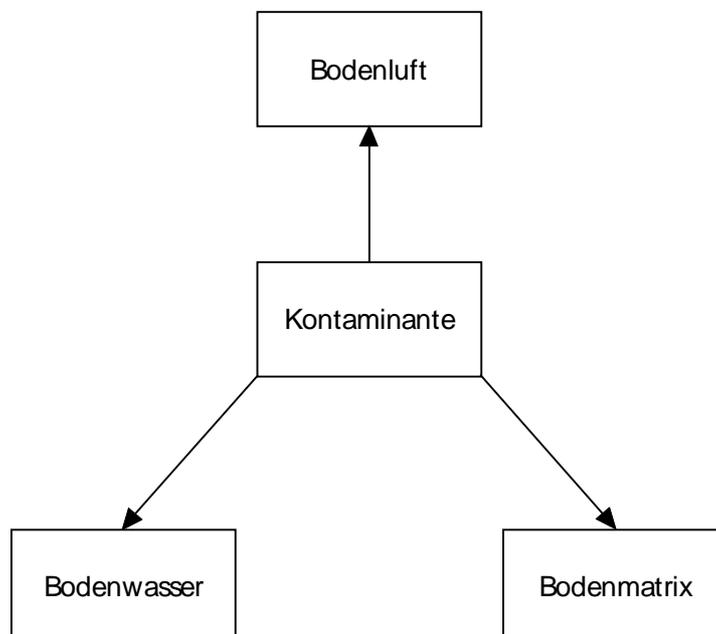


Abbildung 4: Verteilung eines Stoffes auf die drei Phasen eines Bodens.

Auf die Bedeutung dieses Aspektes weisen auch Samsøe-Petersen & Petersen (1994) hin. Sie machen Vorschläge, wie die Eigenschaften verschiedener Stoffgruppen und Bodeneigenschaften bei der Abschätzung der Verteilung des biologisch wirksamen Anteils einer stofflichen Belastung des Bodens berücksichtigt werden kann. Der selben Problematik wird zurzeit auch im Rahmen eines F & E -Vorhabens des UBA (UBA, in Bearbeitung) nachgegangen. Für Regenwürmer konnten van Gestel et al. (1991), Belfroid (1994), Belfroid et al. (1995) und Spurgeon und Hopkin (1996) bei Schwermetallen und Chlorphenolen das Porenwasser als Hauptexpositionspfad nachweisen. Für Isopoden dagegen weist Spurgeon (1997) auf die Bedeutung kontaminierter Nahrung hin. Die im vorliegenden Bericht vorgenommene Festlegung des Expositionspfades der Testorganismen erfolgte auf Grund theoretischer Überlegungen zur Lebensweise der einzelnen Arten. Experimentelle Belege für die Richtigkeit dieser Annahmen stehen jedoch für die meisten Spezies noch aus.

Ist im konkreten Fall die Abschätzung der Verteilung nicht möglich, sollten verschiedene Expositionspfade berücksichtigt werden.

2.5a.4. Anwendbarkeit der Testsysteme -Grenzen und Entwicklungsbedarf

Biologische Testsysteme wurden bislang schwerpunktmäßig für die Beurteilung der Wirkung von Chemikalien auf Organismen in definiert belasteten Böden, Substraten oder wässrigen Lösungen entwickelt. Zielsetzung war dabei die Bewertung des ökotoxischen Potenzials eines Stoffes. Bei der Anwendung solcher Testsysteme auf real belastete Kompartimente wie Altlasten sind bei der Testdurchführung und Ergebnisinterpretation zusätzliche Einflussgrößen zu beachten, wobei sich die Problemfelder bei den terrestrischen und aquatischen Testsystemen unterscheiden.

2.5a.4.1. Einflussgrößen bei ökotoxikologischen Testsystemen

2.5a.4.1.1. Terrestrische Testsysteme

Generell gilt, dass die Abundanz und Aktivität von Organismen sowie die Entwicklung von Pflanzen durch Faktoren wie Bodenart, Klima, Nutzung und Nährstoffgehalt des Substrates bestimmt wird, so dass Absolutwerte bei unterschiedlichen Böden stark variieren können (z.B.: Beck et al. 1995; Griffiths et al. 1992; Hintze et al. 1994; Traunspurger et al. 1995; Wu et al. 1990). Als Beispiel für die Schwankung nicht beeinträchtigter Aktivitäten und Abundanzen seien folgende in drei landwirtschaftlich genutzten Böden ermittelten Werte aus dem Bereich der Bodenmikroflora und Mesofauna (Nematoden) aufgeführt (Hund und Kördel 1996; ergänzt).

Tabelle 1: Aktivitäten der Bodenmikroflora und Abundanzen von Nematoden in landwirtschaftlich genutzten Böden.

	Braunerde (schluffiger Sand)	Parabraunerde (Schluff)	Tschernosem (lehmgiger Schluff)
substratinduzierte Atmung [mg O ₂ / (h*100 g)]	0,5 ± 0,03	1,2 ± 0,13	1,3 ± 0,14
potenzielle Ammoniumoxidation [ng NO ₂ -N / (5 h*g)]	200	1000	4000
Nematoden [Anzahl / 100 g]	343 ± 30	719 ± 110	479 ± 80

Die im Labor durchgeführten Untersuchungen laufen in der Regel unter optimierten und im Hinblick auf Temperatur, Feuchtigkeit und Beleuchtung häufig standardisierten Bedingungen ab.

Daher wird die Varianz von Messergebnissen im Wesentlichen durch Eigenschaften des Substrates, wie die Bodenart, dem Gehalt an organischer Substanz und dem Nährstoffgehalt bestimmt. Bislang stehen jedoch noch keine Referenzwerte/-bereiche für unbelastete Proben in Abhängigkeit von diesen Parametern zu Verfügung. Infolge dessen tritt bei der Beurteilung einer real kontaminierten Bodenprobe die Schwierigkeit auf, trotz dieser Einflüsse eine Aussage zur Beeinträchtigung der Lebensraumfunktion des Bodens durch Schadstoffe zu treffen.

2.5a.4.1.2. Aquatische Testsysteme

Wässrige Proben unterscheiden sich von standardisierten Nährlösungen unter anderem im Nährstoffgehalt und im pH-Wert. Der Umstand, dass die Testorganismen je nach Ausmaß der Abweichungen bereits auf Unterschiede in diesen Eigenschaften einer Probe reagieren, kann zu Fehlinterpretationen führen.

Sollen Aussagen für einen Boden im Hinblick auf den Pfad Boden - Grundwasser getroffen werden, müssen für die Anwendung von aquatischen Testsystemen Bodeneluate hergestellt werden. Solche Bodeneluate können durch eluierte Huminstoffe eine Färbung aufweisen, was bei einigen Testsystemen Einfluss auf die Ergebnisse nehmen kann. Ebenso können Nährstoffe und der pH-Wert die Ergebnisse beeinflussen.

2.5a.4.1.3. In-vitro Verfahren

Der überwiegende Teil zur Verfügung stehender In-vitro Verfahren wird im wässrigen Medium durchgeführt. Sie basieren zumeist auf Farbreaktionen, die fotometrisch erfasst werden. Eine intensive Eigenfärbung einer Probe durch Huminstoffe oder andere färbende Komponenten kann den Einsatz derartiger Verfahren erheblich einschränken (Kolk und Wilke 1996).

Enzymatische Tests können weiterhin durch den pH-Wert einer Probe gestört werden. Enzyme besitzen in der Regel einen relativ engen Bereich in dem die Umsetzung des Substrates optimal erfolgt (pH-Optimum). Ein Verschieben des pH-Wertes in einer Probe in dieses Optimum kann jedoch eine Veränderung der zu detektierenden Schadstoffe nach sich ziehen.

Die genannten Schwierigkeiten bei der Anwendung der zur Verfügung stehenden Testsysteme werden in diesem Kapitel diskutiert. Für organismische aquatische Testsysteme und In-vitro Verfahren sind die Probleme ähnlich gelagert, weswegen sie hier gemeinsam behandelt werden. Es werden die folgende Problemkreise angerissen:

- Terrestrische Testsysteme - Festlegung einer Bezugsgröße (Kontrolle)
- Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Eluatherstellung
- Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - pH-Werte der Proben
- Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Färbung der Proben
- Aquatische Testsysteme - Nährstoffe in den Proben

2.5a.4.2. Problemkreis: Terrestrische Testsysteme - Festlegung einer Bezugsgröße (Kontrolle)

Die vorliegenden Testsysteme aus dem terrestrischen Bereich wurden primär für die Substanzprüfung entwickelt. Entsprechend dieser Fragestellung werden sie mit künstlich belasteten Böden durchgeführt, wodurch jeweils eine unkontaminierte Kontrolle zur Verfügung steht, auf die die Ergebnisse bezogen werden können. Der Einfluss der chemisch-physikalischen Bodeneigenschaften kommt daher bei der Ergebnisinterpretation nicht zum Tragen. Bei der Übertragung dieser Verfahren auf die Bodenbeurteilung ergibt sich dagegen die Frage einer Bezugsgröße, die bislang nur in Ansätzen gelöst ist. Ein Verdünnen der Probe und die Verwendung des zum Verschneiden verwendeten Materials als Bezugsgröße, was der Vorgehensweise im aquatischen Bereich entsprechen würde

(s.u.), kann bei Bodenproben auf Schwierigkeiten stoßen, da häufig kein Material mit identischen physiko-chemischen Eigenschaften zur Verfügung steht.

Zur Lösung des Problems einer fehlenden Bezugsgröße werden derzeit folgende Möglichkeiten verfolgt:

2.5a.4.2.1. Lösungsansatz: Unkontaminierter Boden vom gleichen Standort

Die einfachste Möglichkeit, gemessene Effekte des Substrates mit einem „Normalwert“ zu vergleichen, besteht in der parallelen Prüfung eines weitgehend identischen, aber unbelasteten Materials. Um als Kontrollboden herangezogen werden zu können, müssen alle für die jeweiligen Organismen wichtigen chemisch-physikalischen Parameter des „Kontrollbodens“ mit dem „Prüfboden“ übereinstimmen. Es hat sich gezeigt, dass derartige Böden oft nicht zur Verfügung stehen. Speziell nach Sanierungsmaßnahmen, in denen der Boden durch Zusätze oder Waschverfahren verändert wurde, ist kein vergleichbares Material vorhanden.

2.5a.4.2.2. Lösungsansatz: Festlegung einer Mindestlebensraumfunktion

Nach einer Sanierungsmaßnahme liegen in der Regel Substrate vor, die keinem natürlichen Bodentyp zuzuordnen sind. Ziel der Strategie „Mindestlebensraumfunktion“ ist es, nur solche Böden für die Wiedernutzung als Oberboden zuzulassen, die Mindestanforderungen an die Lebensraumfunktion eines Bodens erfüllen. Dieser Ansatz wurde in dem Leitfaden „Biologische Testmethoden für Böden“ einer DECHEMA-Arbeitsgruppe (1995) ansatzweise verwirklicht. In diesem Leitfaden werden für die substratinduzierte mikrobielle Atmung, die potenzielle Ammoniumoxidationsaktivität, die Biomassebildung im Pflanzentest nach ISO-Richtlinie 11269-2 und für den akuten Regenwurmtest nach ISO-Richtlinie 11268-1 Richtwerte angegeben. Mit dieser Vorgehensweise kann jedoch nicht ausgeschlossen werden, dass noch Kontaminanten im Boden vorliegen. Ein Beispiel soll dies verdeutlichen. In Abbildung 5 sind die Ergebnisse von mikrobiologischen Untersuchungen dargestellt, die für zwei Böden nach der mikrobiologischen Sanierung eines Mineralölschadenfalles erhalten wurden (Hund und Dott 1996). Beide Böden enthielten noch Restkohlenwasserstoffgehalte. Die nachgewiesenen Aktivitätswerte lagen signifikant über den vorgeschlagenen Minimalwerten, so dass davon ausgegangen werden kann, dass diese Böden eine ausreichende Lebensraumqualität für Mikroorganismen bieten. Inwieweit die chemisch ermittelten Restkohlenwasserstoffgehalte bioverfügbar sind, kann auf Grund dieser Ergebnisse nicht beurteilt werden.

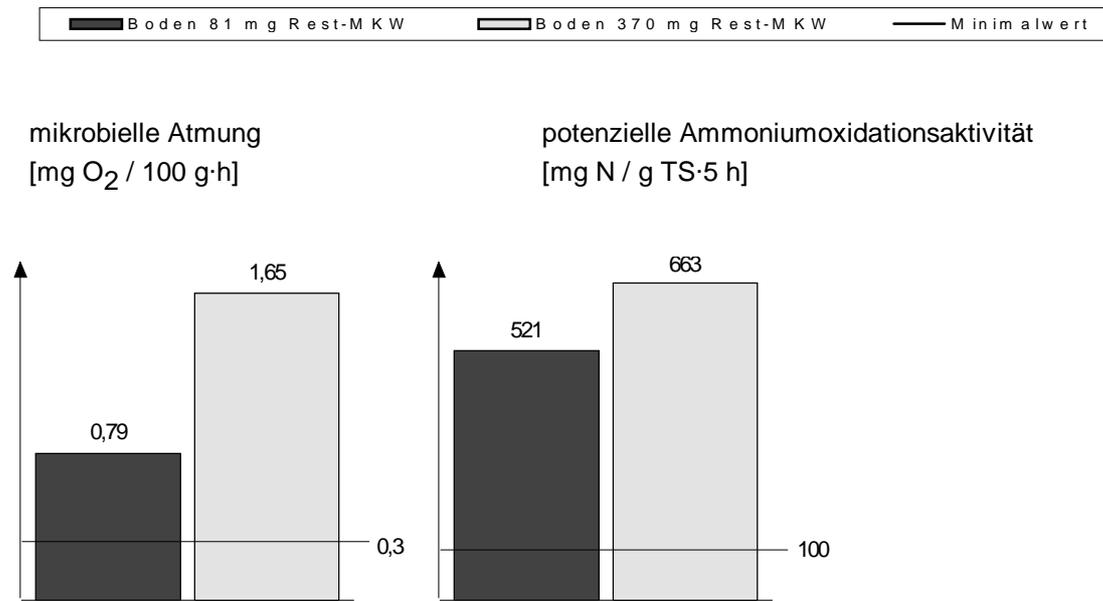


Abbildung 5: Mikrobiologische Untersuchungen von zwei Mineralölschadensfällen nach mikrobiologischer Sanierung (nach DECHEMA 1995)

2.5a.4.2.3. Lösungsansatz: Aufstellung von Referenzwertebereichen

Bei Kenntnis abiotischer Einflussgrößen wie Bodenart, Klima oder Nutzung, die die Reaktion von Organismen unter unbelasteten Bedingungen modifizieren, wäre die Aufstellung eines Wertebereiches in Abhängigkeit von eben diesen Einflussgrößen möglich. Damit könnten dann zu bewertende Böden anhand dieser Größen klassifiziert werden und die Reaktion der untersuchten Organismen mit dem entsprechenden Wertebereich unter „normalen“, unbelasteten Bedingungen verglichen werden. Das Wissen ist jedoch noch sehr lückenhaft und muss dringend vertieft und systematisiert werden, um die Aussageschärfe der Befunde zu erhöhen (Kördel et al. 1995). Erste Ansätze werden im Rahmen eines UBA-Verbundprojektes „Bodenbiologische Boden-Güteklassen“ derzeit bearbeitet. Erste Ergebnisse werden 1999 vorliegen. Die Beurteilung von Bodensubstraten ist mit diesem Ansatz jedoch nicht möglich. So werden beispielsweise im Rahmen der Sanierung die Böden z.B. durch Zuschlagsstoffe stark verändert. Infolgedessen können sie Bodenarten und Nutzungsformen, für die Wertebereiche aufgestellt wurden und die als Referenz dienen müssen, nicht mehr zugeordnet werden.

2.5a.4.2.4. Lösungsansatz: Bodenartunabhängige biologische Parameter

Einige biologische Parameter scheinen nur untergeordnet durch die chemisch-physikalischen Bodenparameter beeinflusst zu werden. Gezeigt werden konnte dies

ansatzweise bei der Reproduktionsrate von Nematoden im Rahmen des Nematodentestes, bei dem zu einem Boden-Agar-Gemisch eine Nematodenpopulation zugegeben wird (Hammel 1997). Bei dieser Untersuchung wurden Böden eingesetzt, die ein relativ breites Spektrum von Bodeneigenschaften abdeckten (Tabelle 2). Trotz der Verschiedenheit der Böden war die Reproduktionsrate der Nematoden, mit Ausnahme des mit einem relativ hohen Gehalt an mobilen Schwermetallen und Arsen belasteten Haldenbodens (Cu: $1192 \pm 20 \mu\text{g/kg TM}$; Hg: $2,4 \pm 0,1 \mu\text{g/kg TM}$; Sb: $2717 \pm 42 \mu\text{g/kg TM}$; As: $59,4 \pm 1,3 \mu\text{g/kg TM}$) in einer vergleichbaren Größenordnung (Abbildung 6).

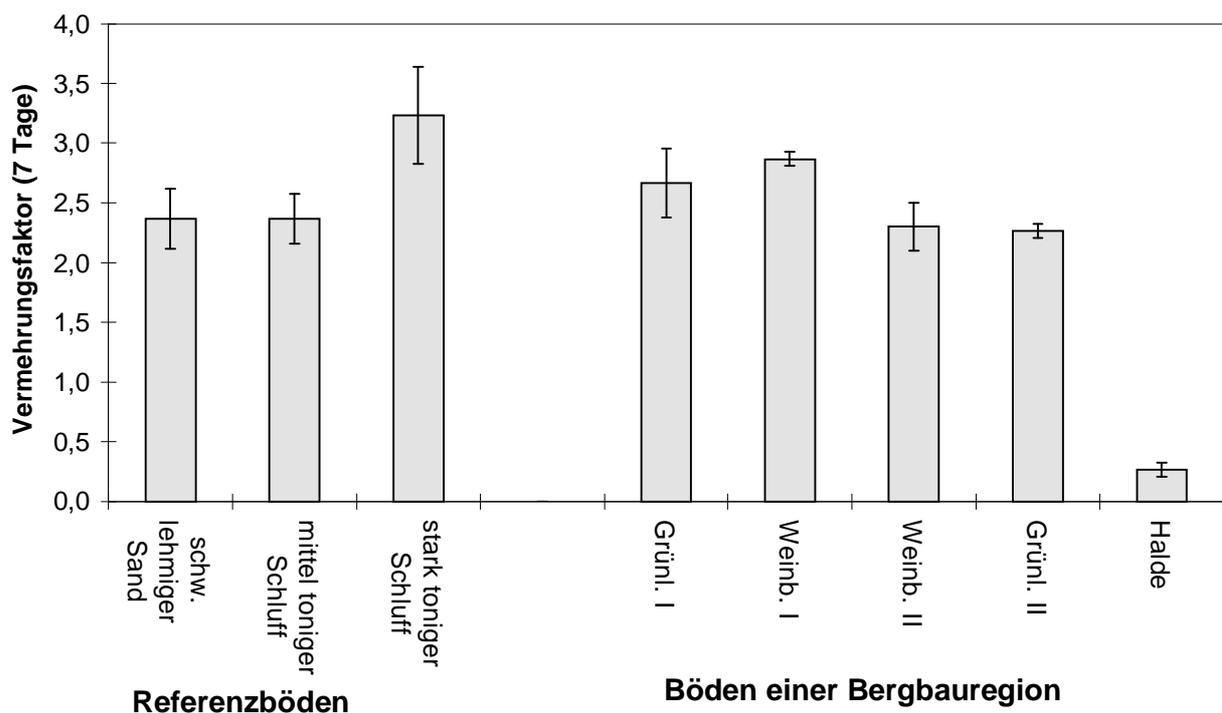


Abbildung 6: Reproduktionsraten von Nematoden im Nematoden-Boden-Test (Hammel 1997; Test 24) (Grünl. = Grünland, Weinb. = Weinberg).

Für derartig unabhängige Parameter könnte jeder Boden als Verfahrenskontrolle und Bezugsgröße herangezogen werden. Es ist jedoch anzunehmen, dass diese Vorgehensweise nur in sehr wenigen Fällen zu realisieren ist. Welche Testsysteme bzw. Parameter sich ähnlich unabhängig verhalten und ob der Befund auch für weitere Böden bestätigt werden kann, ist bislang noch offen.

Tabelle 2: Charakteristika (pH, WHK, C_{org}, N_{gesamt}, Bodenart) von Referenzböden Borstel, Jülich, Harsum und Bodenproben einer Bergbauregion (Grünl. = Grünland, Weinb. = Weinberg).

	Referenzböden			Böden der Bergbauregion				
	Borstel	Jülich	Harsum	Grünl. I	Grünl. II	Weinb. I	Weinb. II	Halde
pH (CaCl ₂)	5,6	7,6	7,3	5,1	6,6	6,9	7,3	6,5
WHK _{max} [ml/kg TG]	268	371	405	417	451	466	442	840
C _{org} [%]	1,4	1,1	1,9	1,3	1,4	2,5	1,6	4,9
N _{gesamt} [g/kg]	0,5	0,7	—	1,7	1,9	2,5	1,7	4,5
C/N	28,0	15,7	—	7,6	7,4	10,0	9,4	10,8
Bodenart *	SI2	Ut3	Ut4	Ls2	SI4	Ls4	Ls2	SI2

* Bodenart nach AG Boden (1996): SI2 - schwach lehmiger Sand; SI4 - stark lehmiger Sand; Ls2 - schwach sandiger Lehm; Ls4 - stark sandiger Lehm; Ut3 - mittel toniger Schluff; Ut4 - stark toniger Schluff

2.5a.4.2.5. Fazit: Bezugsgröße für terrestrische Testsysteme

Verschiedene Ansätze liegen vor. Der Bearbeitungsstand ist bei allen Ansätzen noch am Anfang und die Normung für kein Verfahren gegeben.

Die Aussagekraft der einzelnen Ansätze ist unterschiedlich:

- Unkontaminierter Boden vom gleichen Standort ist häufig nicht verfügbar; bei Sanierungsverfahren, die den Boden stark verändern (z.B. Zugabe von Zuschlagstoffen) nicht realisierbar.
- Festlegung von Mindestlebensraumfunktion: Ein Überschreiten des Schwellenwertes zeigt an, dass eine Mindestbesiedelung durch Organismen bzw. ein Mindestwachstum von Pflanzen möglich sein sollte. Es ist keine abgesicherte Aussage über das Vorliegen von bioverfügbaren, toxischen Kontaminanten möglich.
- Festlegung von Wertebereichen: Diese Vorgehensweise erlaubt die Klassifizierung von natürlichen Böden und wird derzeit im Rahmen eines UBA-Forschungsvorhabens gefördert. Eine Beurteilung von Bodensubstraten ist mit diesem Ansatz nicht möglich.
- Bodenartunabhängige Parameter: Dies erscheint als ein sehr interessanter Ansatz, doch dürfte er nur für sehr wenige Parameter realisierbar zu sein.

2.5a.4.3. Problemkreis: Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Eluatherstellung aus Bodenproben

Ziel der aquatischen Testsysteme wie auch der In-vitro Verfahren ist es, den mobilen, bioverfügbaren Anteil von Kontaminanten zu erfassen. Im Fall von Boden bzw. Bodensubstraten müssen zunächst Eluate hergestellt werden, die einen „worst case“ im Hinblick auf das Bodenporenwasser darstellen, in dem die Kontaminanten im Boden vorliegen und transportiert werden. Bei der Eluatherstellung ist zunächst das Boden/Wasser-Verhältnis zu beachten, des Weiteren die Art des Überganges der Schadstoffe in das Wasser und anschließend die Trennung von Eluat und Boden.

2.5a.4.3.1. Lösungsansätze: Eluatherstellung

Boden / Wasser-Verhältnis

Ziel der aquatischen Testsysteme ist es, den mobilen bioverfügbaren Anteil von Kontaminanten im Boden zu erfassen. Es wird somit die Exposition der Organismen über das Bodenporenwasser erfasst. Substanzkonzentrationen im Bodenporenwasser werden am realitätsnahesten durch die Bestimmung im Bodensättigungsextrakt erfasst. Für ökotoxikologische Tests ist jedoch die Menge des gewonnenen Eluates zu gering, so dass aus Praktikabilitätsgründen mit einem etwas höheren Boden/Wasser-Verhältnis gearbeitet werden muss. Unabhängig von diesen wissenschaftlichen Vorgaben wird für die Bestimmung der mobilen Schadstoffanteile in Böden oft die S4-Methode (Deutsche Einheitsverfahren S-4, DEV 1984) verwendet, die für die Untersuchung von Schlämmen entwickelt wurde. Wie Modelluntersuchungen mit Böden, die spezifisch mit organischen Kontaminanten belastet wurden, zeigten, wird durch den hohen Wasseranteil (Feststoff / Wasser im Verhältnis 1 / 10) die „Bodenlösung“ stark verdünnt. Dies bedeutet, dass nicht nur die natürlichen Inhaltsstoffe der Bodenlösung, wie lösliche Huminstoffe, verdünnt werden, sondern auch die Konzentration von Bodenkontaminanten (Wahle und Kördel 1997). Dies wird umso deutlicher, je geringer der Schadstoffgehalt der Böden ist und gewinnt somit bei der Beurteilung sanierter Böden an Bedeutung.

Der Einfluss von verschiedenen Boden/Wasser-Verhältnissen auf die Elutionsausbeute ist für 3 Substanzen aus Abbildung 1 ersichtlich. Generell gilt, dass bei einem Boden/Wasser-Verhältnis von 1/10 (analog DIN 38414-S-4-Methode) das Bodenwasser so stark verdünnt wird, dass deutlich geringere Substanzkonzentrationen im Bodeneluat verglichen mit einem Boden/Wasser-Verhältnis von 1/2,5 gemessen werden. Die absolut extrahierten Substanzmengen können zwar bei einem 1/10-Eluat größer als bei einem 1/2,5-Eluat sein, doch ist für ökotoxikologische Untersuchungen die Substanzkonzentration im Eluat entscheidend. Deshalb wird empfohlen das Boden/Wasser-Verhältnis möglichst eng zu wählen (DECHEMA 1995), um weitestgehend die Bedingungen des Bodenporenwassers zu simulieren.

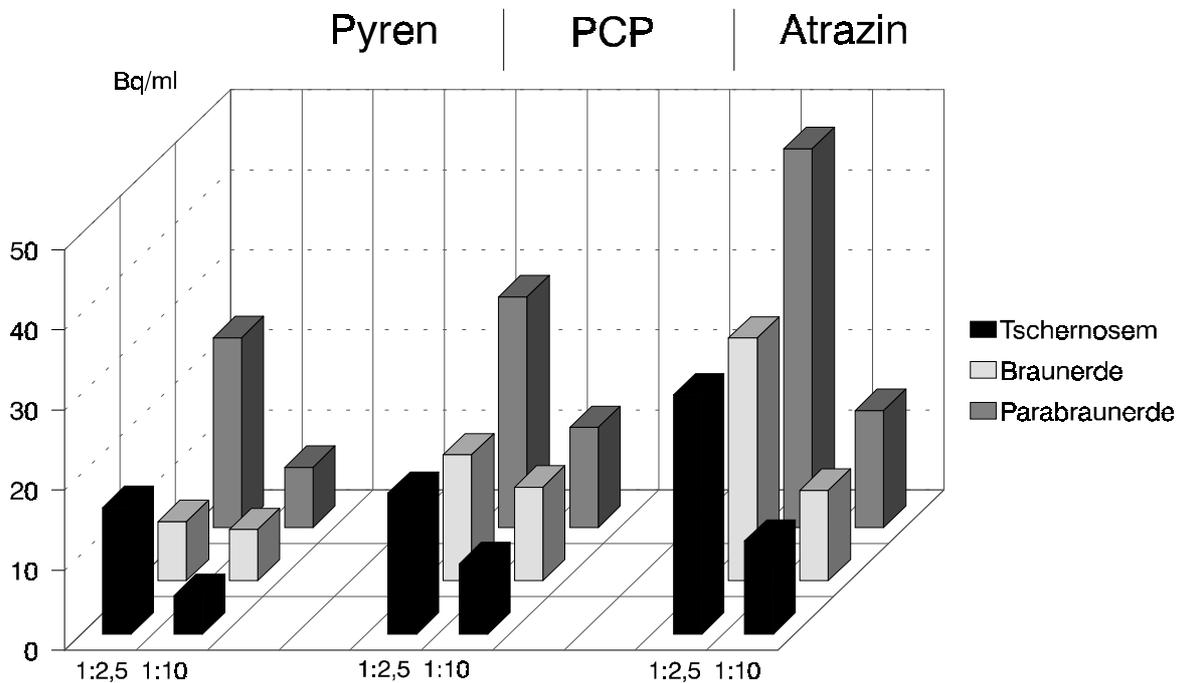


Abbildung 1: Einfluß verschiedener Boden/Wasser-Verhältnisse auf die Extraktionsausbeute (Wahle und Kördel 1997)

Ein Problem bei der Bodenelution stellen schwer lösliche Kontaminanten dar, die nur in geringen Konzentrationen in die Wasserphase übergehen.

Durch die im Boden natürlicherweise vorliegenden Lösungsvermittler wie Huminstoffe oder Biotenside, die als gelöster organischer Kohlenstoff (DOC) bestimmt werden können, können sich die in die Wasserphase übergehenden Anteile einer Gesamtbelastung mit solchen Stoffen in Abhängigkeit von den Bodeneigenschaften erhöhen. Für die chemische Analytik macht man sich bisweilen eine solche Lösungsvermittlung durch Zusatz von Detergenzien bei der Eluatherstellung zu nutze. Dabei müssen im Boden jedoch sehr hohe Tensidkonzentrationen eingesetzt werden, da ein Teil des Tensids am Boden sorbiert und der freie Teil über der Micellbildungskonzentration liegen muss, um eine erhöhte Löslichkeit der Substanzen zu bewirken. Durch den hohen Anteil an gebundenen Tensiden werden auch die Bodeneigenschaften verändert (Wahle und Kördel 1997), so dass die Umweltrelevanz dieser Eluate im Hinblick auf den mobilen, bioverfügbaren Anteil nicht gegeben sein dürfte. Sie sind eher dazu geeignet, einen Anhaltspunkt auf das Gesamttoxizitätspotenzial zu liefern. Des Weiteren werden auch Huminsäurelösungen zur Elution von schwer löslichen Substanzen untersucht (Wahle und Kördel 1997), die eine deutlich stärkere Umweltrelevanz aufweisen.

Voraussetzung für interpretierbare Testergebnisse mit ökotoxikologischen Eluattests ist jedoch, dass:

- Lösungsvermittler die Bioverfügbarkeit der Schadstoffe im Eluat nicht verringern,
- die Zusätze selbst nicht ökotoxikologische Wirkungen zeigen,
- erhöhte Schadstoffkonzentrationen während der Testdurchführung im Testansatz verbleiben (kein Ausfällen oder Sorption an Gefäßwänden)
- das Testmedium (z.B. Serumproteine bei Zellkulturen) die Bioverfügbarkeit der Schadstoffe nicht vermindert.

Elutionsmethodik

Die Elution erfolgt gewöhnlich über Schütteln, wobei dies mit Überkopfschüttlern bzw. Längsschüttlern und verschiedenen Frequenzen erfolgen kann. Dabei scheint die Art der Elution keinen signifikanten Einfluss auf die Ausbeute auszuüben (Tabelle 1; Hund und Kördel, 1996).

Tabelle 1: Einfluss verschiedener Schüttelverfahren auf die Elutionsausbeute

Substanz	Schüttler	Schüttelfrequenz [min]	Ausbeute [%]
Atrazin (10 mg/kg)	Überkopf	9	55,6
	Horizontal -normal	ca. 145	58,4
	Horizontal -langsam	ca. 80	57,7
Pyren (50 mg/kg)	Überkopf	9	1,7
	Horizontal -normal	ca. 145	2,1
	Horizontal -langsam	ca. 80	1,5

Trennung von Eluat und Boden

Für die Trennung von Boden und Überstand stellen Zentrifugation bzw. Filtration gebräuchliche Methoden dar, wobei wiederum diverse Zentrifugationsstärken und Filtermaterialien sowie Porengrößen bei den Filtern gewählt werden. In Tabelle 2 sind Ergebnisse einer vergleichenden Untersuchung zum Einfluß des Trennverfahrens für verschiedene Kontaminanten mit unterschiedlicher Wasserlöslichkeit dargestellt (Kördel und Hund 1997).

Tabelle 2: Einfluss der Aufarbeitungsmethodik auf die Elutionsausbeuten (S4-Extrakt; Applikationsmenge jeweils 10 mg/kg)

Aufarbeitung	Lindan [µg/l]	Pyren [µg/l]	PCP [µg/l]	PCB52 [µg/l]
abgesetzter Überstand nach Schütteln	148	146	236	144
Laborzentrifuge (20 min; 650 g)	59	29	72	9
Laborzentrifuge + Glasfasermikrofilter 0,7 µm	52	22	70	4
Sorvalzentrifuge (20 min; 27.800 g)	43	18	71	5
Sorvalzentrifuge + Glasfasermikrofilter 0,7 µm	43	13	68	2
Druckfiltration, Membranfilter 1,2 µm	9	11	37	7

Die Trennung von Boden und Überstand durch Absetzen führt zu einer hohen partikelgebundenen Schadstoffkonzentration im Eluat. Diese Schadstoffe sind für die genannten Testorganismen jedoch nicht oder nur in eingeschränkter Form bioverfügbar. Die Anwendung dieses Trennverfahrens würde bei Abgleich der chemischen Analyseergebnisse mit Wirkdaten des analysierten Stoffes zu einer theoretischen Überschätzung der Toxizität führen. Durch Zentrifugation und Mikrofiltration wird der partikelgebundene Schadstoffanteil signifikant reduziert. Vergleichbare Resultate werden durch Zentrifugation (27.800 g) erzielt. Eine zusätzliche Mikrofiltration hat dagegen keine wesentliche Veränderung der Ergebnisse zur Folge. Druckfiltration resultiert infolge von Adsorption am Filter bzw. in dem entstehenden Filterkuchen in einer reduzierten Schadstoffkonzentration. Aus Praktikabilitätsgründen wird als Aufarbeitung entweder eine Kombination aus Laborzentrifuge und Glasfasermikrofilter (Porenweite 0,45 µm) bzw. eine Zentrifugation in der Sorvalzentrifuge mit mind. 20.000 g vorgeschlagen.

2.5a.4.3.2. Fazit: Eluatherstellung

Breite Akzeptanz findet die Anwendung enger Boden-Wasser-Verhältnisse (z.B.: 1 : 2) sowie die Trennung von Boden und Überstand durch Zentrifugation und ggf. Glasfasermikrofiltration. Ein Schütteln des Bodens über Längs- oder Überkopfschüttler scheint die Ergebnisse nicht signifikant zu beeinflussen. Eine entsprechende Vorgabe für

die BodSchV wurde erarbeitet. Direkter Handlungs- bzw. Forschungsbedarf erscheint für diesen Problembereich nicht gegeben.

2.5a.4.4. Problembereich: Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - pH-Wert der Proben

Die Verfügbarkeit bzw. Toxizität von Kontaminanten wie auch die Effektivität einer enzymatischen Reaktion kann eine Abhängigkeit vom pH-Wert aufweisen. Um diesem Rechnung zu tragen, wird für die chemisch-analytische Erfassung von mobilen Schwermetallgehalten im Boden die pH-stat Methode mit einer Elution bei zwei pH-Stufen empfohlen (Blankenhorn 1994). Ökotoxikologische Tests im Rahmen der Chemikalienbewertung werden demgegenüber bei neutralem pH-Wert durchgeführt. Die Eluate aus Böden können jedoch prinzipiell sehr unterschiedliche Acidität aufweisen. Bisher ist noch nicht festgelegt, ob die pH-Werte der Eluate bzw. von Wasserproben auf einen bestimmten Wert vor der Testung eingestellt werden sollen.

Eine pH-Wert-Korrektur hätte folgende Vorteile:

- Optimierung der Bedingungen für die Testorganismen bzw. die enzymatische Reaktion
- Gefahr der Fehldeutung auf Grund eines niedrigen pH-Wertes reduziert

Von Nachteil wäre dagegen:

- Veränderung der Verfügbarkeit / Toxizität der Substanzen durch pH-Wert-Änderung und damit keine Aussage über den augenblicklichen Zustand

Prinzipiell ist auch denkbar, dass ein pH-Wert außerhalb des optimalen Bereichs zu einer Sensitivitätssteigerung der Organismen führt. So könnte ein ungünstiger pH-Wert eine Vorschädigung der Organismen bewirken, die sich in dem zu detektierenden Verhalten jedoch noch nicht äußert. Liegt zusätzlich eine toxische Substanz vor, könnte dann auf Grund der Vorschädigung eine verstärkte Reaktion der Organismen auftreten.

2.5a.4.4.1. Lösungsansätze: pH-Werte der Proben

Um die Dringlichkeit der Bearbeitung dieses Problemkreises festzulegen, sollten in einem ersten Schritt Randparameter geklärt werden. Hierzu zählen:

- Verteilung der pH-Werte bei Bodeneluat und Wasserproben von Altlasten
- Sensitivität der Organismen auf unterschiedliche pH-Werte

- Exemplarische Untersuchungen der Kombination von nicht-ionischer Kontaminante und unterschiedlichen pH-Werten hinsichtlich der Reaktion von Organismen / In-vitro Verfahren

2.5a.4.4.2. Fazit: pH-Wert der Eluate

Eine allgemein gültige Vorgehensweise ist noch nicht festgelegt. Die systematische Bearbeitung dieser Problematik hat noch nicht stattgefunden. In einem ersten Schritt sollten folgende Randparameter geklärt werden:

- Verteilung der pH-Werte bei Bodeneluat und Wasserproben
- Sensitivität der Organismen auf unterschiedliche pH-Werte
- Exemplarische Untersuchungen der Kombination von nicht-ionischer Kontaminante und unterschiedlichen pH-Werten hinsichtlich der Reaktion von Organismen / In-vitro Verfahren

2.5a.4.5. Problemkreis: Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Färbung der Proben

Die Färbung einer Probe spielt bei solchen Organismen bzw. Testparametern eine Rolle, die auf Beleuchtung reagieren. Dies ist beispielsweise bei dem Algenwachstumstest, dem Leuchtbakterientest und bei Enzymreaktionen, die fotometrisch erfasst werden, der Fall. Bei der Untersuchung auf Toxizität von stark gefärbten Proben ist sicherzustellen, dass die detektierte Schädigung auf Kontaminanten und nicht auf eine Fehlmessung infolge einer Färbung der Proben durch (eluierte) Huminstoffe zurückzuführen ist.

Die Stoffwechsel- und Teilungsaktivität von Algen ist direkt von der Intensität und dem Farbspektrum des eingestrahlten Lichtes abhängig. Wird das Licht von der Probe in einem relevanten Spektralbereich absorbiert, kann dies zu einem verringerten Algenwachstum führen. Bei derartigen Proben besteht die Gefahr eines falsch-positiven Befundes.

Beim Leuchtbakterientest wird das von den Bakterien abgestrahlte Licht (Lumineszenz) detektiert. Wird dieses Licht jedoch bereits von der Probe absorbiert, führt dies ebenfalls zu einem falsch positiven Ergebnis.

Enzymreaktionen wie beispielsweise die Dehydrogenaseaktivität werden durch die Bildung eines farbigen Produktes bestimmt, das durch eine fotometrische Messung quantifiziert wird. Eine Färbung der Eluate kann zu einer Überlagerung des Messsignals führen, was eine Fehlbestimmung zur Folge hat.

2.5a.4.5.1. Lösungsansätze: Färbung der Eluate

Systematische Untersuchungen fehlen bislang. Screening-Untersuchungen deuten aber darauf hin, dass beim Algenwachstumstest Lichtintensitäten von ca. 2000 lux im Testgefäß ausreichen könnten, um ungestörtes Wachstum zu ermöglichen (Hund und Kördel 1996). Dieser Wert wurde jedoch nur für die Prüfung in Erlenmeyerkolben (250 ml Gefäß, 100 ml Testansatz) erarbeitet. Für andere Testansätze mit anderen Beleuchtungsverhältnissen auf Grund anderer Testgefäße und Testvolumina muss eine gesonderte Bearbeitung erfolgen. Eine Alternative könnte auch hier der Wasserlinsentest darstellen. Wasserlinsen sind wie Algen fototrophe Organismen, leben jedoch auf der Wasseroberfläche. Bei einer Beleuchtung von oben tritt somit keine Beschattung auf. Dieses Verfahren existiert als Entwurf einer EPA-Vorschrift (EPA 712-C-96-156, U.S.-EPA 1996), eine OECD-Richtlinie sowie eine DIN-Norm sind derzeit in Bearbeitung. Eine verstärkte Anwendung dieses Tests, um die Eignung generell bei der Testung von Umweltproben zu überprüfen, erscheint empfehlenswert.

Für den Leuchtbakterientest stehen Spezialeküvetten zur Verfügung, mit denen eine Korrektur des ermittelten Toxizitätswertes erfolgen kann.

Absorbiert die Probe im selben Wellenlängenbereich, in dem auch das Produkt der enzymatischen Reaktion quantifiziert werden muss, ist die Anwendung eines solchen Verfahrens nicht zu empfehlen.

2.5a.4.5.2. Fazit: Färbung der Eluate

Stark gefärbte Proben treten beispielsweise in Form von Bodeneluat auf, die aus huminstoffreichen Bodenproben gewonnen wurden. Derartige Proben treten unter anderem bei Sanierungsverfahren auf, bei denen eine große Menge von organisch reichen, nicht durchgerotteten Zuschlagsstoffen zugegeben werden (z.B. die biologische Sanierung von TNT-kontaminierten Böden über Kompostierung).

Der Einfluss der Färbung von Bodeneluat wurde bislang nicht systematisch untersucht. Möglichkeiten zur Korrektur von Testergebnissen existieren mit Ausnahme des Leuchtbakterientestes bislang nicht. Eine Alternative zum Algenwachstumstest, der auch von der DECHEMA (1995) empfohlen wurde, könnte ein Test mit Wasserlinsen darstellen, der vor einer endgültigen Empfehlung jedoch mit den unterschiedlichsten wässrigen Proben validiert werden sollte. Im Fall von enzymatischen Reaktionen, die fotometrisch quantifiziert werden, darf das Absorptionsmaximum des zu messenden Produktes nicht in einem Absorptionspeak der gefärbten Probe liegen.

2.5a.4.6. Problemkreis: Aquatische Testsysteme - Nährstoffe in Eluaten

Das Prinzip der Testung von Bodeneluaten bzw. Wasserproben in aquatischen Testsystemen beruht darauf, dass Verdünnungsreihen mit dem Eluat und einem speziell auf den jeweiligen Testorganismus abgestimmten Nährmedium hergestellt werden. Reines Nährmedium dient als Bezugsgröße zur Quantifizierung der biologischen Wirkung der Probe. Dabei ist jedoch zu berücksichtigen, dass mit den Proben zusätzlich Nährstoffe in die Tests eingebracht werden können. Speziell bei Bodeneluaten kann dies ein Problem darstellen. In Tabelle 3 sind einige Beispiele für Gehalte an Hauptnährstoffen in verschiedenen Eluaten aufgeführt. Beachtet werden muss die Nährstoffproblematik, wenn die Originalnährmedien, die für die jeweiligen Tests vorgesehen sind, eine deutlich geringere Konzentration an diesen Elementen aufweisen.

Tabelle 3: Nährstoffgehalte und DOC-Werte in Boden-, Abfall- und Komposteluat (Hund 1997); n.n. = nicht nachweisbar

DOC (mg/L)	NO ₃ ⁻ -N (mg/L)	NH ₄ ⁺ -N (mg/L)	N _{total} (mg/L)	PO ₄ ³⁻ -P (mg/L)
Boden				
26	9,4	0,2	9,6	0,7
17	8,1	0,1	8,2	2,9
28	4,5	0,1	4,6	1,1
Abfall				
51	2,7	0,4	3,1	0,5
510	0,5	n.n.	0,5	n.n.
1315	0,9	n.n.	0,9	0,3
Kompost				
363	6,8	9,6	16,4	9,5
244	20	1,2	21,2	7,2
130	23	0,6	23,6	4,9
850	84	0,3	84,3	43
545	108	2,3	110,2	5,5
670	178	23	201	13

Bei Verdünnungsreihen, werden auch diese Nährstoffe mit verdünnt, so dass mit abnehmender Eluatkonzentration im Test auch abnehmende Nährstoffkonzentrationen vorliegen (Abbildung 7). Speziell in chronischen Tests mit Vermehrung der Organismen (Reproduktionstests) können höhere Nährstoffgehalte und relativ geringe Gehalte an toxischen Kontaminanten zu einer Effektüberlagerung führen. Höhere Nährstoffgehalte im Testmedium können eine Stimulation der Organismen hervorrufen, durch die toxische Wirkungen überlagert werden. Ein solcher Effekt würde zu einer Unterschätzung der Toxizität führen.

Bei Proben, die einen deutlich niedrigeren Gehalt an Nährstoffen aufweisen (z.B.: Grundwasserproben) tritt der umgekehrte Effekt auf (Abbildung 7). Hier führt die Verdünnung der originären Probe mit nährstoffhaltigem Medium zu einer steigenden Nährstoffkonzentration im Testmedium. Dadurch können Effekte hervorgerufen werden, die

ausschließlich auf einer verbesserten Nährstoffversorgung bei zunehmender Verdünnung der Probe beruhen. Eine falsch-positive Aussage wäre die Folge.

Das Ansprechen aquatischer Tests auf erhöhte Nährstoffgehalte macht man sich bei der Prüfung von Abwasserproben zu Nutze. So wurde eine Reihe von DIN-Verfahren entwickelt, um auch erhöhte Gehalte an Nährstoffen in Abwasserproben zu detektieren, da diese zu einer Eutrophierung der Gewässer führen würden. Im Rahmen der Altlastensanierung sollen mit aquatischen Testsystemen dagegen in der Regel toxische Kontaminanten erfasst werden. Folglich muss eine Differenzierung zwischen Nährstoff- und Schadstoffeinflüssen erfolgen.

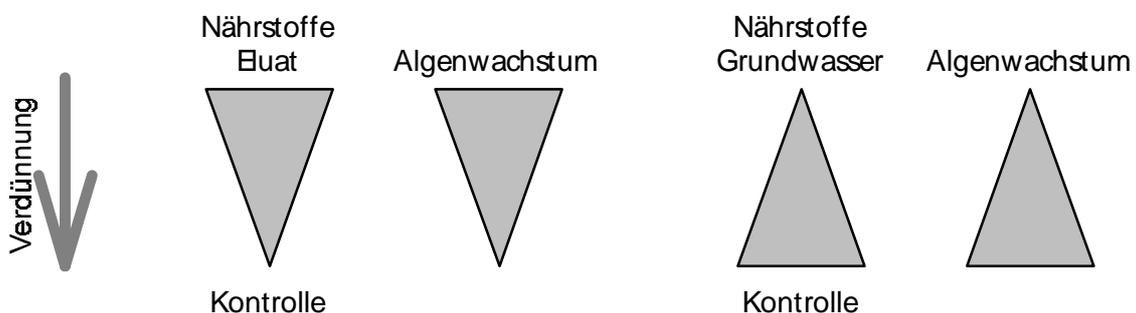


Abbildung 7: Veränderung von Nährstoffgehalten im Algentest mit Bodeneluaten und Grundwasserproben durch Verdünnung mit Nährmedium und dessen Einfluss auf das Algenwachstum.

2.5a.4.6.1. Lösungsansätze: Nährstoffe in Eluaten

Für den Algentest wurde die Nährstoffproblematik bei Bodeneluaten näher untersucht (Hund 1997). Ein erhöhtes Angebot der Hauptnährstoffe Stickstoff und Phosphat stimulieren das Algenwachstum. Daher wurde versucht, den Stickstoff- und Phosphatgehalt in Kontrollansätzen und Verdünnungsmedium an den Gehalt dieser Nährstoffe im jeweiligen Bodeneluat anzupassen. Die einzelnen Verdünnungsstufen und Kontrolle wiesen so den selben Stickstoff- und Phosphatgehalt auf. Dabei zeigte sich jedoch, dass Bodeneluaten noch weitere unbekannte, stimulierende Substanzen enthalten können. Im Rahmen von Routineuntersuchungen ist es jedoch nicht möglich, alle stimulierenden Substanzen zu ermitteln. Dadurch ist die Eignung der Tests zum Nachweis eines toxischen Potenzials deutlich eingeschränkt. Eine Alternative könnte die Zugabe komplexer Nährmedien darstellen, die alle Nährelemente im Überschuss enthalten. In diesem Fall würden die durch die Eluate zugeführten Nährstoffe keinen Effekt mehr hervorrufen. Diese Vorgehensweise ist derzeit im Rahmen des BMBF-Verbundprojektes „Ökotoxikologische Testbatterien“ in Bearbeitung. Nur wenn es gelingt, die Nährstoffproblematik zu lösen, sind chronische bzw.

Reproduktionstests mit Organismen, die auf Nährstoffe reagieren, geeignet, auch vergleichsweise geringfügige Toxizitäten anzuzeigen.

Entsprechend der Vorgehensweise bei Bodeneluaten könnte auch mit Grundwasserproben verfahren werden. Bei solchen Proben müsste allerdings zunächst der Nährstoffgehalt der Probe auf das Niveau des Verdünnungsmedium angehoben werden. Alternativ wäre auch denkbar, ein dem Nährstoffgehalt der Grundwasserprobe entsprechendes Medium zu wählen. Dabei müsste dann besonderes Augenmerk auf die Erfüllung der Validitätskriterien hinsichtlich des Algenwachstums in den Kontrollansätzen gelegt werden. Für beide Lösungsansätze liegen jedoch derzeit noch keine Erfahrungen vor.

Im Zusammenhang mit der Nährstoffproblematik ist auch der Umstand zu sehen, dass im Falle des Leuchtbakterientestes (Testparameter: Lumineszenz) leicht abbaubare organische Substrate eine nicht schadstoffbedingte Reduktion der Biolumineszenz verursachen können. Es bestehen Hinweise, dass ab einem DOC-Gehalt von 500 mg/l nicht-schadstoffbedingte Toxizitäten gemessen werden (Hund, unveröffentlicht). Bei G_L -Werte zwischen 3 und 8 wird im Rahmen des DECHEMA-Leitfadens „Biologische Testmethoden für Böden“ (1995) daher die Durchführung eines weiteren Testes (Wachstumshemmtest mit Leuchtbakterien) empfohlen.

2.5a.4.6.2. Fazit: Nährstoffe in Eluaten

Bei vielen Untersuchungen wird das Problem der Nährstoffe nicht berücksichtigt. Systematische Studien, welche Testsysteme bzw. Testorganismen von dieser Problematik betroffen sein können, liegen nur ansatzweise vor (Algentest). Eine einheitliche Vorgehensweise existiert derzeit noch nicht. Es wird erwartet, dass im Rahmen des BMBF-Verbundprojektes „Ökotoxikologische Testbatterien“ für den BMBF-Leitfaden „Biologische Verfahren zur Bodensanierung“ eine Vorschrift erstellt wird. Diese wird schwerpunktmäßig für den Algentest erarbeitet.

Eine Empfehlung bei einem Verdacht der Fehldeutung im Leuchtbakterientest (Lumineszenzhemmung) liegt bereits vor.

Werden in die engere Auswahl für die Altlastenbeurteilung weitere Tests herangezogen, bei denen auf Grund des Messparameters Nährstoffe eine Rolle spielen könnten, sollte zunächst deren Einfluss auf den gemessenen Endpunkt überprüft werden. Ist eine signifikante Wirkung gegeben, sind Lösungsmöglichkeiten für diesen speziellen Fall zu entwickeln.

Ein alternatives, interessantes Verfahren könnte ein Test mit Wasserlinsen darstellen. Analog zu den Algen handelt es sich um fototrophe Organismen. Im Gegensatz zu den Algen weist das Nährmedium jedoch deutliche höhere Gehalte an Nährstoffen auf. So liegt der Stickstoffgehalt im Algenmedium nach OECD-Vorschrift beispielsweise bei 3,9 mg N/l, im Wasserlinsentest nach EPA-Vorschrift dagegen bei 140 mg N/l. Auf Grund des deutlich höheren Nährstoffgehaltes ist davon auszugehen, dass mit wässrigen Proben zusätzlich

eingebraachte Nährstoffe das Wachstum der Wasserlinsen weniger beeinflussen als das der Algen.

2.5a.4.7. Gesamtfazit: Forschungsbedarf im Hinblick auf die Validität der Ergebnisse von ökotoxikologischen Untersuchungen in der Altlastenbeurteilung

Terrestrische Testsysteme - Festlegung einer Bezugsgröße (Kontrolle)

Biologische Untersuchungen in Böden erfordern eine Bezugsgröße zur Bewertung der ermittelten Daten. Da in der Regel unkontaminierter vergleichbarer Boden bzw. vergleichbares Substrat häufig nicht zur Verfügung steht, sind Alternativen zu entwickeln. Zurzeit bestehen folgende Lösungsansätze:

- Festlegung einer Mindestlebensraumfunktion: für alle Proben geeignet, aber primär keine Aussage über das Vorliegen von Schadstoffen
- Festlegung von Wertebereichen: nur für Böden und nicht für Bodensubstrate geeignet; dieser Ansatz wird derzeit im Rahmen eines UBA-Projektes gefördert
- Untersuchung von Parametern, die von Bodentyp, Nutzung und Klima vergleichsweise gering beeinflusst werden: für Böden und Substrate geeignet; es ist zu erwarten, dass nur wenige Testsysteme/Parameter für eine derartige Vorgehensweise geeignet sind.

Zum jetzigen Zeitpunkt kann keine Wichtung zwischen den drei Lösungsansätzen vorgenommen werden, da mit jedem Ansatz nur ein Teilbereich der Fragestellung abgedeckt werden kann. Daher sollten alle Ansätze zunächst gleichrangig weiterentwickelt werden. Die Lösung dieses Problems sollte vorrangig angegangen werden, da nur dann eine effektive Einbindung der terrestrischen Testsysteme bei der Altlastenbeurteilung erfolgen kann.

Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Eluatherstellung

Die Bearbeitung dieses Themenkomplexes ist weit fortgeschritten. Eine Intensivierung wird nicht als notwendig erachtet.

Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - pH-Werte der Proben

Unterschiedliche pH-Werte können prinzipiell die Detektion von Schadstoffen beeinflussen.

Um die Dringlichkeit der Bearbeitung einschätzen zu können, sollten in einem ersten Schritt folgende Randparameter geklärt werden:

- Verteilung der pH-Werte bei Bodeneluat und Wasserproben

- Sensitivität der Organismen auf unterschiedliche pH-Werte
- Exemplarische Untersuchungen der Kombination von nicht-ionischer Kontaminante und unterschiedlichen pH-Werten hinsichtlich der Reaktion von Organismen / In-vitro Verfahren

Zeigt es sich, dass extreme pH-Werte in der Altlastenbeurteilung eine signifikante Rolle spielen, muss eingegrenzt werden, in welchen Testsystemen dies eine Rolle spielt. Sind keine adäquaten, hinsichtlich des pH-Wertes unempfindlichen Testsysteme vorhanden, müssen Vorgaben erarbeitet werden, wie im Fall von kritischen Proben zu verfahren ist.

Aquatische Testsysteme / In-vitro Verfahren - Färbung der Proben

Die Färbung von wässrigen Proben kann die Ergebnisse in einigen Tests signifikant beeinflussen. Am kritischsten wird derzeit der Algentest angesehen, da er häufig durchgeführt wird. Hier sind dringend Lösungsansätze zu erarbeiten. Eine Möglichkeit besteht in der Entwicklung von Kompensationsmaßnahmen. Alternativ sollte die Validierung eines Tests mit Wasserlinsen erfolgen.

Bei In-vitro Verfahren, die auf fotometrischen Bestimmungen beruhen, muss die Möglichkeit einer Störung durch die Färbung der Probe beachtet werden. Liegt eine solche Störung vor, ist auf den Einsatz der Methode zu verzichten.

Aquatische Testsysteme - Nährstoffe in den Proben

Nährstoffe in wässrigen Proben können in einigen Tests die Ergebnisse signifikant beeinflussen, dennoch wird bei vielen Untersuchungen das Problem der Nährstoffe nicht berücksichtigt. Systematische Untersuchungen, welche Testsysteme bzw. Testorganismen betroffen sein können, liegen nur ansatzweise vor. Ein Problem stellen Nährstoffe insbesondere im Algenwachstumstest dar. Hierzu liegen Veröffentlichungen vor, eine alternative Problemlösung wird derzeit in einem BMBF-Forschungsprojekt erarbeitet.

Eine Empfehlung bei einem Verdacht der Fehldeutung im Leuchtbakterientest (Lumineszenzhemmung) liegt vor.

Werden weitere Tests, bei denen Nährstoffe auf Grund des Messparameters eine Rolle spielen könnten, in die engere Auswahl für die Altlastenbeurteilung herangezogen, sollte zunächst das Ausmaß der Beeinflussung überprüft werden. Ist eine signifikante Wirkung gegeben, sind Lösungsmöglichkeiten für diesen speziellen Fall zu entwickeln. Einen interessanten Ansatz scheint der Test mit Wasserlinsen darzustellen.

2.5a.5. Zuordnung von Testsystemen für verschiedene Einsatzbereiche

Ziel dieses Kapitels ist die Erstellung einer Matrix, in der die prinzipiell zur Verfügung stehenden Kategorien von Testsystemen (Screening-Tests, Funktionstests - aquatisch, Funktionstests - terrestrisch) und die gegebenenfalls zu testenden Proben bei einer Altlastenbeurteilung/Sanierung mit den einzelnen Phasen einer Altlastenbearbeitung verknüpft werden.

Dabei sind folgende Punkte zu beachten:

Phasen einer Altlastenbearbeitung

Orientierende Erkundung

Ziel des Einsatzes von ökotoxikologischen Testsystemen bei der orientierenden Erkundung ist die Aussage, ob prinzipiell ein Wirkpotenzial in der betrachteten Fläche bzw. in dem betrachteten Boden, Grund- oder Oberflächenwasser vorliegt. Des Weiteren soll ein Eindruck über die räumliche Ausbreitung gewonnen werden. Die Aussage sollte rasch und mit möglichst geringem Aufwand und Kosten erhalten werden. Eine Zuordnung zu Funktionen des Kompartimentes, wie beispielsweise der Lebensraumfunktion ist in dieser Phase nicht erforderlich.

Detailerkundung

Ziel der Detailerkundung ist es, relevante Wirkungspfade auf Betroffenheit zu überprüfen. Hierbei ist die vorhandene bzw. geplante Nutzung zu berücksichtigen. Die Überprüfung des Wasserpfades spielt eine Rolle bei Oberflächen- und Grundwasserproben, die Überprüfung des Pfades Boden - Grundwasser bei Böden, die in Kontakt mit Grund- oder Niederschlagswasser gelangen. Die Überprüfung der Lebensraumfunktion (Pflanze, Bodenorganismen) sollte bei Standorten erfolgen, bei denen Pflanzenbewuchs bzw. die Besiedelung durch Biozönosen gewünscht ist (z.B.: Grün-, Park-, Freizeitflächen).

Auswahl von Sanierungsverfahren

Generell muss zwischen ex-situ und in-situ Sanierungsverfahren unterschieden werden. Bei den ex-situ-Verfahren existieren wiederum thermische, chemische, physikalische und biologische Verfahren. Eine Auswahl des angewendeten Verfahrens erfolgt primär unter dem Gesichtspunkt des Schadstoffes und der Kosten. Stehen mehrere Verfahren gleichwertig gegenüber, ist zunächst deren Eignung in kleinerem Maßstab zu überprüfen. In dieser Phase der Altlastenbearbeitung liefern ökotoxikologische Wirkungstests Informationen über die Effektivität der angewendeten Verfahren und ermöglichen einen Vergleich. Aquatische Tests können zur Beurteilung aller Verfahren herangezogen werden.

Entsteht bei den Verfahren ein Material, das im Anschluss an die Sanierung als Oberboden verwendet werden kann, geben terrestrische Tests Auskunft über die Eignung des hergestellten Substrats als Lebensraum für Pflanzen und Bodenorganismen.

In-Situ-Verfahren werden für die Sanierung von tieferen Bodenschichten angewendet. Bei solchen Verfahren erlaubt die Prüfung von Bodeneluat, welches über Material aus Bohrkernen gewonnen wird, und von Wasserproben eine Aussage über die Sanierung im Hinblick auf das Vorliegen von mobilen bioverfügbaren, toxischen Kontaminanten.

Sanierungsverlauf

Auch während des Sanierungsverfahrens besteht die Möglichkeit, das Wirkpotenzial zu bestimmen. Das toxische Potenzial kann in dieser Phase beispielsweise dann von Interesse sein, wenn für die Beurteilung des Sanierungserfolgs der Pfad Boden - Grundwasser eine Rolle spielt und am Ende der Sanierung das Wirkungspotenzial als Bewertungskriterium mit herangezogen werden soll. Dabei reicht ein einfacher Screening-Test aus. Allerdings muss im Vorfeld geklärt sein, dass dieser Test auf die vorliegenden Schadstoffe anspricht und folglich geeignet ist, einen Abbau der Kontaminanten zu dokumentieren. Bei der Kontrolle des Sanierungsverlaufs ist zu berücksichtigen, dass zwischenzeitlich Metabolite entstehen können, die zu einer kurzzeitigen Erhöhung der Toxizität führen (Hund und Traunspurger 1994). Ist Gewähr leistet, dass während der Sanierung kein Austrag dieser toxischen Metabolite in die Umwelt erfolgen kann, ist dies nicht negativ für das Sanierungsverfahren zu werten.

Sanierungsendkontrolle

Ziel der Anwendung von ökotoxikologischen Tests bei der Endkontrolle ist der Nachweis, dass das Wirkpotenzial abgebaut wurde. Dabei wird ein stufenweises Vorgehen vorgeschlagen. Zunächst ist über aquatische Tests nachzuweisen, dass keine mobilen bioverfügbaren, toxischen Kontaminanten in dem Sanierungsgut vorliegen, die über den Kontakt mit Grundwasser oder über Niederschläge verlagert werden könnten. Wird die Unbedenklichkeit über diese Verfahren bescheinigt und ist des Weiteren ein Einsatz des Bodens/Substrates als Oberboden vorgesehen oder prinzipiell denkbar, sollten in einer zweiten Stufe terrestrische Verfahren zur Prüfung der Lebensraumfunktion in die Beurteilung mit einbezogen werden.

Die recherchierten Testsysteme erscheinen prinzipiell für die in Tabelle 4 genannten Einsatzbereiche geeignet.

Tabelle 4: Einsatzbereiche ökotoxikologischer Testsysteme bei der Bearbeitung von Altlasten.

	Screening-Tests	Funktionstests: Aquatische Testsysteme	Funktionstests: Terrestrische Testsysteme
Einsatzbereiche bezogen auf Phasen einer Altlastenerkundung / Sanierung			
Orientierende Erkundung	x	-	-
Detailerkundung	-	x	(x)
Auswahl von Sanierungsverfahren	x	x	(x)
Sanierungsverlauf	x	x	-
Endkontrolle einer Sanierung	x	x	(x)
Einsatzbereiche bezogen auf das Untersuchungsmedium			
Boden (Feststoff)	x	-	x
Wässrige Probe: Bodeneluat, Grundwasser, Oberflächenwasser	x	x	-

2.5a.6. Beurteilung der Testverfahren

In diesem Kapitel werden die mit Blick auf eine Bodenbeurteilung in Phase I des Projektes recherchierten Testverfahren (TMLNU 1997) unter mehreren Gesichtspunkten beurteilt und möglichen Einsatzbereichen zugeordnet. Mikrokosmossysteme wurden bei dieser Zusammenstellung nicht mehr berücksichtigt. Auf Grund der langen Laufzeit und des Kostenaufwandes sind solche Systeme nur in wenigen Einzelfällen von Interesse. Im Rahmen der routinemäßigen Altlastenbearbeitung sind sie nicht von Bedeutung.

2.5a.6.1. Kriterien bei der Beurteilung ökotoxikologischer Testverfahren

Die Beurteilung der Testverfahren erfolgte unter folgenden Gesichtspunkten:

- ◆ Validität, ökologische Relevanz für das Kompartiment Boden, Praktikabilität (Phase I)
- ◆ Dauer
- ◆ Einsatzbereich/Expositionspfad

Diese Kriterien werden nachfolgend erläutert.

Validität

Die Nutzbarkeit der Ergebnisse ökotoxikologischer Testmethoden setzt ihre Reproduzierbarkeit voraus. Nur reproduzierbare Ergebnisse können miteinander verglichen werden, um beispielsweise bei der Kontrolle des Sanierungsverlaufes die Änderung von ökotoxischen Eigenschaften des Substrates aufzuzeigen. Testverfahren, die durch Institutionen wie DIN, ISO oder OECD genormt wurden, sind im Zuge des Normierungsverfahrens u.a. auf ihre Reproduzierbarkeit geprüft worden. Solche Tests können als valide eingestuft werden. Zu berücksichtigen ist dabei jedoch, dass im Rahmen der Normierung die Überprüfung der Reproduzierbarkeit in der Regel in Hinblick auf die Substanzprüfung erfolgte. Entsprechend wurde nur ein eingeschränktes Bodenspektrum umfasst. Da der Großteil der hier zusammengestellten Methoden erst vor kurzer Zeit entwickelt wurde, liegen zu diesem Kriterium bislang nur wenig Erfahrungen vor. Infolgedessen mussten diese Verfahren auf die niedrigste Bewertungsstufe gestellt werden.

Ökologische Relevanz

Dieser Punkt ist in erster Linie bei der Prüfung der Lebensraumfunktion einer Probe von Bedeutung. Hier wurde die Relevanz des Testorganismus bzw. des funktionalen Testparameters für das jeweilige Kompartiment betrachtet. Methoden, die unter diesem Gesichtspunkt hoch eingestuft wurden, eröffnen die Möglichkeit einer Übertragung der Ergebnisse auf natürliche Systeme.

Ist das Bodensubstrat dagegen hinsichtlich seiner Rückhaltefunktion zu prüfen, können aquatische Testsysteme durchaus geeigneter sein. Bei dieser Fragestellung ist die Einstufung eines Testorganismus als relevanter Bodenorganismus von untergeordneter Bedeutung.

Praktikabilität

Unter dieser Bewertungskategorie wurde der Geräte-, Platz und Personalbedarf zusammengefasst. Die Bewertung dieser Punkte soll bei der Auswahl geeigneter Methoden der Einschätzung des Kosten/Nutzen-Verhältnisses dienen.

Dauer

Unter dem Gesichtspunkt der Anwendbarkeit eines Tests kann die Zeit ein wichtiges Entscheidungskriterium für die Wahl einer Methode sein. Um ein toxisches Potenzial anzuzeigen, kann ein kurzzeitiger Test ausreichen. Ist dagegen die Lebensraumfunktion umfassend zu bewerten, sind Methoden höherer Aussageschärfe erforderlich. Dies sind zumeist Tests, die funktionale Parameter (z.B. Reproduktion) erfassen. Infolgedessen können solche Testverfahren eine Laufzeit erfordern, die mindestens eine Generation des Testorganismus umfasst.

Einsatzbereich/Expositionsprofil

Die ökotoxikologische Bewertung von Altlasten und deren Sanierung kann unter verschiedenen Aspekten erfolgen. Es müssen dabei mehrere Phasen unterschieden werden (siehe auch Tabelle 4). Weiterhin muss die Frage nach der Rückhaltefunktion des Bodens und der Lebensraumfunktion einer Probe getrennt betrachtet werden.

Zur Untersuchung der Rückhaltefunktion eignen sich entsprechend den Angaben der DECHEMA (1995) Tests im wässrigen Medium. Bei diesen Verfahren wird der wasserlösliche/ verfügbare Anteil einer Kontamination getestet und nicht das Substrat selbst.

Für die Prüfung der Lebensraumfunktion des Bodens / Substrates erscheinen terrestrische Testverfahren unter Verwendung des Bodens geeignet. Aus der Gliederung einer Untersuchung von Altlasten lassen sich für diese Methoden unterschiedliche Einsatzbereiche ableiten. Die Bereiche orientieren sich einerseits an der Dauer und materiellem Aufwand, andererseits aber auch an der Aussage, die mit der gewählten Methode getroffen werden kann.

Eingehendere Untersuchungen bei der Detailerkundung eines Standortes, der Auswahl geeigneter Sanierungsverfahren und insbesondere bei der Endkontrolle einer Sanierung ermöglichen terrestrische Verfahren. Die Auswahl geeigneter Testmethoden sollte unter verschiedenen Gesichtspunkten erfolgen. Da Organismen verschiedener taxonomischer Gruppen eine andere Sensitivität (Wirkort, Toleranzmechanismen u.a.) gegenüber Schadstoffen aufweisen, muss die Taxonomie der Testorganismen Beachtung finden. Um auch Funktionszusammenhänge innerhalb eines Ökosystems zu berücksichtigen, müssen verschiedene trophische Stufen betrachtet werden. Entsprechende Anforderungen an eine ökotoxikologische Bewertung stellen auch die Richtlinien und Verordnungen zur Substanzbewertung der Technical Guidance Documents der EU zur Risikoabschätzung von

Altstoffen, des Chemikaliengesetzes oder des Pflanzenschutzmittelgesetzes. Um diesen Aspekt bei der Wahl geeigneter Methoden berücksichtigen zu können, wird in der Zusammenstellung der Testverfahren neben der Spezies des Testorganismus auch eine höhere taxonomische Einheit sowie die Zuordnung zur jeweiligen trophischen Gruppe angegeben.

Da im Einzelfall auch der Hauptexpositions-pfad des Organismus im Test von Bedeutung sein kann, ist auch dieser in den Tabellen angegeben. Diese Angaben beruhen nur zu einem kleinen Teil auf empirischen Befunden. Sie wurden weitgehend aus theoretischen Überlegungen zur Biologie der Organismen abgeleitet.

Der Einsatz der sehr kurzen In-vitro Verfahren erscheint besonders dann angezeigt, wenn in möglichst kurzer Zeit ein toxisches Potenzial zu prüfen ist. Dies ist insbesondere in den Phasen der orientierenden Erkundung, der Verlaufskontrolle, aber auch im Rahmen der Auswahl von Sanierungsverfahren der Fall. Diese Tests ermöglichen es, ein toxisches Potenzial des Substrates/Mediums aufzuzeigen und können teilweise Vor-Ort angewendet werden. Sie geben keine Auskunft über eine Beeinträchtigung von Bodenfunktionen.

2.5a.6.2. Beurteilung der Testverfahren

Der Beurteilung der Testverfahren lag eine Reihe von Kriterien zu Grunde, die je nach Fragestellung für den Anwender von unterschiedlicher Gewichtung sind. Da eine verallgemeinernde Bewertung der Methoden den Nutzen der Zusammenstellung von ökotoxikologischen Testsystemen stark einschränken würde, wurde darauf verzichtet. Stattdessen sind die einzelnen Verfahren in den nachfolgenden Tabellen unter verschiedenen Gesichtspunkten zusammengestellt worden. Auf Grund der oben dargestellten Anforderungen an ökotoxikologische Tests, die sich aus den jeweiligen Anwendungsbereichen ergeben, soll die gewählte Art der Darstellung für den Anwender eine Hilfe bei der Auswahl geeigneter Verfahren sein.

In den nachfolgenden Tabellen wurden als Test Nummern die Nummerierung der Testblätter aus dem Bericht zur Phase I des Projektes übernommen (TMLNU 1997). Die Beurteilung der Tests hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität (Tabelle 5 bis Tabelle 7) erfolgte bereits im Bericht zur Phase I. Die dabei vorgenommene Eingruppierung wurde im vorliegenden Bericht unverändert übernommen.

Tabelle 5: Beurteilung von terrestrischen Testsystemen für Böden hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität entsprechend TMLNU 1997.

Test Nr.	Kurztitel	Valid.	Ökolog. Relevanz	Praktik.
5	Ausbildung von Knöllchen bei Wurzelsymbiosen	1	3	2
6	Wachstumshemmung bei terrestrischen Pflanzen	3	3	2
7	Frühe Wachstumsphasen von höheren Pflanzen	2	3	2
8	Wachstumshemmung bei <i>Avena sativa</i> und <i>Brassica rapa</i>	1	3	2
9	Wurzellängen von <i>Hordeum vulgare</i>	2	3	2
10	"Life cycle"-Test mit <i>Arabidopsis thaliana</i>	1	3	2
11	Bodenalgen (<i>Chlorococcum infusionum</i>)	1	3	2
12	Akute Wirkung auf <i>Pardosa sp. (Lycosidae)</i>	3	3	2
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden	1	3	2
14	Subletale Toxizität bei Larvalstadien von Staphyliniden	1	3	2
15	Reproduktion von Staphyliniden	1	3	2
16	Generationszyklus von Staphyliniden	3	3	2
17	Akute Toxizität für <i>Poecilus cupreus (Carabidae)</i>	3	3	2
18	Akute/chronische Effekte bei Carabidenlarven	2	3	2
19	Akute Toxizität für Regenwürmer	3	3	2
20	Chronische Toxizität bei Regenwürmern	3	3	2
21	Akute/Chronische Toxizität bei Enchytraeen	1	3	2
22	Subletale Toxizität bei Enchytraeen	1	3	2
23	Besiedlungsdynamik durch Enchytraeen	1	3	2
24	Nematoden chronische Toxizität	1	3	2
25	"life-history-strategy" von Nematoden	1	3	2
26	Subletale Toxizität bei Nematoden <i>Plectus acuminatus</i>	1	3	2
27	Konkurrenz zwischen zwei bakterivoren Nematodenarten	1	3	2
28	Räuberische Nematoden	1	3	2
29	Reproduktion von <i>Folsomia candida</i> Willem	2	3	2
30	Collembolen (<i>Folsomia candida</i>)	2	3	2
31	Subletale Toxizität bei der Milbe <i>Hypoaspis aculeifer</i>	1	3	2
32	Wachstum von <i>Isotoma viridis</i>	1	3	1
33	Subletale Toxizität bei Collembolen <i>Folsomia fimetaria L.</i>	1	3	2
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	1	3	1
35	Akute/Chronische Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	1	3	2
36	Subletale Toxizität bei Tausendfüßern	1	2	2
37	Subletale Toxizität bei Hundertfüßern <i>Lithobius mutabilis</i>	1	3	1
38	Subletale Toxizität bei Bohrrassel <i>Porcellio scaber</i>	1	3	2
39	Subletale Toxizität bei Bohrrasseln <i>Porcellio scaber</i>	1	3	2
40	Saprotrophische Aktivität von Asseln	1	3	2
41	Natürliche Bodenprotozoen	1	3	2

Fortsetzung nächste Seite

Fortsetzung der **Tabelle 5**

Test Nr.	Kurztitel	Valid.	Ökolog. Relevanz	Praktik.
42	Respiration von Bodenmikroorganismen (SIR)	3	3	2
43	Glutamatmineralisierung in Böden	1	3	2
44	Nitrifikation in Böden	3	3	2
45	Nitrifikation in Böden	1	3	2
46	Denitrifikation in Böden	1	3	2
47	Dehydrogenaseaktivität von Bodenmikroorganismen	3	3	2
48	Stickstofffixierung durch Cyanobakterien	1	3	1
49	Stickstofffixierung in Böden durch heterotrophe Bakterien	1	3	2
50	ECHA Biocide Monitor	1	3	3
51	Kontakttest mit <i>Bacillus subtilis</i>	1	2	3

Validität:

Standardisierungs-/ Ausarbeitungsniveau: 1 = Gering, Test in Entwicklung, kurz im Einsatz, 2 = Testprotokoll und evtl. Tests mit Referenzsubstanzen vorhanden, 3 = Standardtest (DIN, BBA, ISO, OECD, EPA, ...)

Reproduzierbarkeit: 1 = Gering (bisher nur einzelne Durchführungen, 2 = Gut (Laut Literatur), 3 = Nachgewiesen (Ringtest)

Ökologische Relevanz:

Bodenrelevanter Organismus / Endpunkt: 1 = Nein, 2 = Nein, aber indirekt betroffen von Bodenverunreinigungen/wichtiger biologischer Reaktionsmechanismus, 3 = Typischer verbreiteter Bodenorganismus/ökologisch relevanter Endpunkt, lebt im Boden

Testung von Originalboden: 1 = Als Substratpartikel nicht möglich, 2 = Mit Modifikation möglich, bzw. bei Klärung der Referenzbodenfrage; als Eluat möglich, 3 = Wird bereits eingesetzt, zumindest als Zusatz zum Testsubstrat (z.B. Agar)

Testdesign: 1 = Stark abstrahiert, 2 = Ökologische Realität angestrebt, 3 = Hoher ökologischer Realismus (Spezielle Betonung auf sublethale Endpunkte)

Praktikabilität:

Gerätebedarf: 1 = Anschaffung teurer oder spezieller Geräte, 2 = Kleinere preiswertere Anschaffungen nötig, 3 = Normale Laborausstattung ausreichend

Platzbedarf: 1 = Hoch (z.B. Klimakammer, Gewächshaus), 2 = Normal, 3 = Minimal oder Test transportabel

Speziell geschultes Personal: 1 = Notwendig, z.B. für Geräte, Artenkenntnis, 2 = Erfahrung mit öko-toxikologischen Tests, 3 = Keine besonderen Anforderungen

Vorbereitungszeit/ Auswertzeit: 1 = Wochen bis Monate, 2 = Tage, 3 = Stunden

Testorganismus: 1 = Schwierig zu halten / Aus dem Freiland; aufwendig, 2 = Normaler Aufwand, 3 = Kein Aufwand; leicht zu halten; im Handel erhältlich

Tabelle 6: Beurteilung von Testsystemen für wässrige Proben hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität.

Test Nr.	Kurztitel	Valid.	Ökolog. Relevanz	Praktik.
52	Kurzzeit-Bioassay (Pflanzentoxizität)	3	2	2
53	Wurzelwachstum bei <i>Allium cepa</i>	1	2	3
54	Wurzellänge bei <i>Lepidium sativum</i>	2	2	2
55	Toxizität für <i>Nostoc linckia</i>	1	2	2
56	Toxizität für <i>Lemna minor</i>	3	2	2
57	Zellvermehrung von <i>Scenedesmus subspicatus</i>	3	1	2
58	Chlorophyllfluoreszenz von Algen	3	1	2
59	Akuter Daphnientest L40	3	1	3
60	Toxizität für Nematoden (<i>Panagrellus redivivus</i>)	1	2	2
61	Akute Toxizität bei Nematoden (<i>Caenorhabditis elegans</i>)	1	2	3
62	Wachstumshemmtest mit der Bakterienart <i>Pseudomonas putida</i>	3	2	3
63	Hemmung der Zellvermehrung von <i>Vibrio fischeri</i>	2	1	3
64	Hemmung der Lumineszenz von <i>Vibrio fischeri</i>	3	1	3
65	Wachstum, Biomasseproduktion, Keimung nematophager Pilze	1	2	2
66	Protozoen-Bioassay (<i>Colpoda steinii</i>)	1	2	3
67	Wirkungen auf Bodenprotozoen	1	2	2
68	Ciliaten-Proliferation	1	1	3

Validität:

Standardisierungs-/ Ausarbeitungsniveau: 1 = Gering, Test in Entwicklung, kurz im Einsatz, 2 = Testprotokoll und evtl. Tests mit Referenzsubstanzen vorhanden, 3 = Standardtest (DIN, BBA, ISO, OECD, EPA, ...)

Reproduzierbarkeit: 1 = Gering (bisher nur einzelne Durchführungen), 2 = Gut (Laut Literatur), 3 = Nachgewiesen (Ringtest)

Ökologische Relevanz:

Bodenrelevanter Organismus / Endpunkt: 1 = Nein, 2 = Nein, aber indirekt betroffen von Bodenverunreinigungen/wichtiger biologischer Reaktionsmechanismus, 3 = Typischer verbreiteter Bodenorganismus/ökologisch relevanter Endpunkt, lebt im Boden

Testung von Originalboden: 1 = Als Substratpartikel nicht möglich, 2 = Mit Modifikation möglich, bzw. bei Klärung der Referenzbodenfrage; als Eluat möglich, 3 = Wird bereits eingesetzt, zumindest als Zusatz zum Testsubstrat (z.B. Agar)

Testdesign: 1 = Stark abstrahiert, 2 = Ökologische Realität angestrebt, 3 = Hoher ökologischer Realismus (Spezielle Betonung auf sublethale Endpunkte)

Praktikabilität:

Gerätebedarf: 1 = Anschaffung teurer oder spezieller Geräte, 2 = Kleinere preiswertere Anschaffungen nötig, 3 = Normale Laborausstattung ausreichend

Platzbedarf: 1 = Hoch (z.B. Klimakammer, Gewächshaus), 2 = Normal, 3 = Minimal oder Test transportabel

Speziell geschultes Personal: 1 = Notwendig, z.B. für Geräte, Artenkenntnis, 2 = Erfahrung mit öko-toxikologischen Tests, 3 = Keine besonderen Anforderungen

Vorbereitungszeit/ Auswertezeit: 1 = Wochen bis Monate, 2 = Tage, 3 = Stunden

Testorganismus: 1 = Schwierig zu halten / Aus dem Freiland; aufwendig, 2 = Normaler Aufwand, 3 = Kein Aufwand; leicht zu halten; im Handel erhältlich

Tabelle 7: Beurteilung von In-vitro Testsystemen hinsichtlich Validität, ökologischer Relevanz und Praktikabilität.

Test Nr.	Kurztitel	Valid.	Ökolog. Relevanz	Praktik.
69	Schädigung einer pflanzlichen Zellkultur	1	1	3
70	Elektrolyteffluxtest von Pflanzenzellen (LF-Test)	1	1	3
71	Chloroplastenthylakoide als Herbiziddetektoren	1	1	2
72	Urease-Hemmtest	1	1	3
73	Auswirkungen auf die Fotosynthese über O ₂ -Messung	1	1	2

Validität:

Standardisierungs-/ Ausarbeitungsniveau: 1 = Gering, Test in Entwicklung, kurz im Einsatz, 2 = Testprotokoll und evtl. Tests mit Referenzsubstanzen vorhanden, 3 = Standardtest (DIN, BBA, ISO, OECD, EPA, ...)

Reproduzierbarkeit: 1 = Gering (bisher nur einzelne Durchführungen, 2 = Gut (Laut Literatur), 3 = Nachgewiesen (Ringtest)

Ökologische Relevanz:

Bodenrelevanter Organismus / Endpunkt: 1 = Nein, 2 = Nein, aber indirekt betroffen von Bodenverunreinigungen/wichtiger biologischer Reaktionsmechanismus, 3 = Typischer verbreiteter Bodenorganismus/ökologisch relevanter Endpunkt, lebt im Boden

Testung von Originalboden: 1 = Als Substratpartikel nicht möglich, 2 = Mit Modifikation möglich, bzw. bei Klärung der Referenzbodenfrage; als Eluat möglich, 3 = Wird bereits eingesetzt, zumindest als Zusatz zum Testsubstrat (z.B. Agar)

Testdesign: 1 = Stark abstrahiert, 2 = Ökologische Realität angestrebt, 3 = Hoher ökologischer Realismus (Spezielle Betonung auf sublethale Endpunkte)

Praktikabilität:

Gerätebedarf: 1 = Anschaffung teurer oder spezieller Geräte, 2 = Kleinere preiswertere Anschaffungen nötig, 3 = Normale Laborausstattung ausreichend

Platzbedarf: 1 = Hoch (z.B. Klimakammer, Gewächshaus), 2 = Normal, 3 = Minimal oder Test transportabel

Speziell geschultes Personal: 1 = Notwendig, z.B. für Geräte, Artenkenntnis, 2 = Erfahrung mit ökotoxikologischen Tests, 3 = Keine besonderen Anforderungen

Vorbereitungszeit/ Auswertzeit: 1 = Wochen bis Monate, 2 = Tage, 3 = Stunden

Testorganismus: 1 = Schwierig zu halten / Aus dem Freiland; aufwendig, 2 = Normaler Aufwand, 3 = Kein Aufwand; leicht zu halten; im Handel erhältlich

Tabelle 8: Terrestrische Testsysteme mit maximal 14 Tagen Laufzeit.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Hauptexpos.	Typ	Dauer	
45	Nitrifikation in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	6
46	Denitrifikation in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	6
50	ECHA Biocide Monitor	S	B	Bakterien	Mineralisierer	w	a	6
51	Kontakttest mit <i>Bacillus subtilis</i>	S	B#	Bakterien	Mineralisierer	w	a	6
49	Stickstofffixierung in Böden durch heterotrophe Bakterien	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	5
9	Wurzellängen von <i>Hordeum vulgare</i>	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	r	4
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a	4
15	Reproduktion von Staphyliniden	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	4
24	Nematoden chronische Toxizität	S	B	Nematoden	Destruent	w	r	4
30	Collembolen (<i>Folsomia candida</i>)	S	B#	Collembolen	Destruent	l/n	a	4
43	Glutamatmineralisierung in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	4
6	Wachstumshemmung bei terrestrischen Pflanzen	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
7	Frühe Wachstumsphasen von höheren Pflanzen	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
8	Wachstumshemmung bei <i>Avena sativa</i> und <i>Brassica rapa</i>	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
11	Bodenalgen (<i>Chlorococcum infusionum</i>)	S	B	Algen	Produzent	w	r	3
12	Akute Wirkung auf <i>Pardosa sp. (Lycosidae)</i>	S	B#	Spinnen	Konsument Räuber	l	a	3
17	Akute Toxizität für <i>Poecilus cupreus (Carabidae)</i>	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a	3
19	Akute Toxizität für Regenwürmer	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	3
23	Besiedlungsdynamik durch Enchytraeen	S	B	Anneliden	Destruent	w/n	r	3
27	Konkurrenz zwischen zwei bakterivoren Nematodenarten	S	B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	3
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S	B#	Milben	Destruent/Konsumenten	l	a	3

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest;

Dauer: 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 9: Terrestrische Testsysteme mit einer Laufzeit von mehr als 14 Tagen.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Haupt-expos.	Typ	Dauer
25	"life-history-strategy" von Nematoden	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	2
26	Subletale Toxizität bei Nematoden <i>Plectus acuminatus</i>	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	2
31	Subletale Toxizität bei der Milbe <i>Hypoaspis aculeifer</i>	S B#	Milben/Collembolen	Destruent/ Konsument	l	r	2
42	Respiration von Bodenmikroorganismen (SIR)	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	2
47	Dehydrogenaseaktivität von Bodenmikroorganismen	S B	Mikroorganismen	Zönose	w	r	2
18	Akute/chronische Effekte bei Carabidenlarven	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a/sa	2
38	Subletale Toxizität bei Bohrrassel <i>Porcellio scaber</i>	S B#	Asseln	Destruent	l/n	c	2
35	Chronische Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	r	2
35	Akute Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	a	2
29	Reproduktion von <i>Folsomia candida</i> Willem	S B#	Collembolen	Destruent	l	r	2
33	Subletale Toxizität bei Collembolen <i>Folsomia fimetaria</i> L.	S B#	Collembolen	Destruent	l	r	2
21	Akute Toxizität bei Enchytraeen	S B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	2
41	Natürliche Bodenprotozoen	S B#	Protozoen	Zönose	w	r	1
5	Ausbildung von Knöllchen bei Wurzelsymbiosen	S B#	höhere Pflanzen/ Bakterien	Symbiose	w	r	1
10	"Life cycle"-Test mit <i>Arabidopsis thaliana</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	r	1
28	Räuberische Nematoden	S B#	Nematoden	Konsument Räuber	w	r	1
37	Subletale Toxizität bei Hundertfüßern <i>Lithobius mutabilis</i>	S B#	Tausendfüßer	Konsument Räuber	l	c	1
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S B#	Milben	Destruent/ Konsument	l	r	1
44	Nitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	1
48	Stickstoffixierung durch Cyanobakterien	S B	Mikroorganismen	Zönose	w	r	1
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, c = chronischer Test, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest;

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage

Fortsetzung der Tabelle nächste Seite

Fortsetzung der **Tabelle 9**

Test Nr.	Kurztitel	Eignung		Taxonomie	"Trophie"	Haupt-expos.	Typ	Dauer
14	Subletale Toxizität bei Larvalstadien von Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
16	Generationszyklus von Staphyliniden	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
40	Saprotrophische Aktivität von Asseln	S	B#	Asseln	Destruent	l/n	c	1
39	Subletaler Toxizitätstest mit der Bohrrassel <i>Porcellio scaber</i>	S	B#	Asseln	Destruent	l/n	r	1
36	Subletale Toxizität bei Tausendfüßern <i>Brachydesmus superus</i>	S	B#	Tausendfüßer	Destruent	l/n	r	1
32	Wachstum von <i>Isotoma viridis</i>	S	B#	Collembolen	Destruent	l/n	r	1
20	Chronische Toxizität bei Regenwürmern	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	r	1
21	Chronische Toxizität bei Enchytraeen	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	r	1
22	Subletale Toxizität bei Enchytraeen <i>Cognettia sphagnetorum</i>	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, c = chronischer Test, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest;

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage

Tabelle 10: Terrestrische Testsysteme zur akuten/subakuten Ökotoxizität.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Hauptexpos.	Typ	Dauer		
6	Wachstumshemmung bei terrestrischen Pflanzen	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3	
7	Frühe Wachstumsphasen von höheren Pflanzen	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3	
8	Wachstumshemmung bei <i>Avena sativa</i> und <i>Brassica rapa</i>	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3	
12	Akute Wirkung auf <i>Pardosa sp. (Lycosidae)</i>	S	B#	Spinnen	Konsument	Räuber	l	a	3
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S	B#	Käfer	Konsument	Räuber	l	a	4
17	Akute Toxizität für <i>Poecilus cupreus (Carabidae)</i>	S	B#	Käfer	Konsument	Räuber	l	a	3
19	Akute Toxizität für Regenwürmer	S	B#	Anneliden	Destruent		w/n	a	3
21	Akute Toxizität bei Enchytraeen	S	B#	Anneliden	Destruent		w/n	a	2
22	Subletale Toxizität bei Enchytraeen <i>Cognettia sphagnetorum</i>	S	B#	Anneliden	Destruent		w/n	a	1
30	Collembolen (<i>Folsomia candida</i>)	S	B#	Collembolen	Destruent		l/n	a	4
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S	B#	Milben	Destruent/Konsument		l	a	3
35	Akute Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S	B#	Ohrwürmer	Konsument	Räuber	l	a	2
45	Nitrifikation in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose		w	a	6
46	Denitrifikation in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose		w	a	6
49	Stickstoffixierung in Böden durch heterotrophe Bakterien	S	B#	Mikroorganismen	Zönose		w	a	5
50	ECHA Biocide Monitor	S	B	Bakterien	Mineralisierer		w	a	6
51	Kontakttest mit <i>Bacillus subtilis</i>	S	B#	Bakterien	Mineralisierer		w	a	6
18	Akute/chronische Effekte bei Carabidenlarven	S	B#	Käfer	Konsument	Räuber	l	a/sa	2
37	Subletale Toxizität bei Hundertfüßern <i>Lithobius mutabilis</i>	S	B#	Tausendfüßer	Konsument	Räuber	l	sa	1
38	Subletale Toxizität bei Bohrrassel <i>Porcellio scaber</i>	S	B#	Asseln	Destruent		l/n	sa	2
40	Saprotrophische Aktivität von Asseln	S	B#	Asseln	Destruent		l/n	sa	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 11: Terrestrische Reproduktionstests.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung		Taxonomie	"Trophie"	Haupt-expos.	Dauer
5	Ausbildung von Knöllchen bei Wurzelsymbiosen	S	B#	höhere Pflanzen/Bakterien	Symbiose	w	1
9	Wurzellängen von <i>Hordeum vulgare</i>	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	4
10	"Life cycle"-Test mit <i>Arabidopsis thaliana</i>	S	B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	1
11	Bodenalgen (<i>Chlorococcum infusionum</i>)	S	B	Algen	Produzent	w	3
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	1
14	Subletale Toxizität bei Larvalstadien von Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	1
15	Reproduktion von Staphyliniden	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	4
16	Generationszyklus von Staphyliniden	S	B#	Käfer	Konsument Räuber	l	1
20	Chronische Toxizität bei Regenwürmern	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	1
21	Chronische Toxizität bei Enchytraeen	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	1
23	Besiedlungsdynamik durch Enchytraeen	S	B	Anneliden	Destruent	w/n	3
24	Nematoden chronische Toxizität	S	B	Nematoden	Destruent	w	4
25	"life-history-strategy" von Nematoden	S	B#	Nematoden	Konsument	w/n	2
26	Subletale Toxizität bei Nematoden <i>Plectus acuminatus</i>	S	B#	Nematoden	Konsument	w/n	2
27	Konkurrenz zwischen zwei bakterivoren Nematodenarten	S	B#	Nematoden	Konsument	w/n	3
28	Räuberische Nematoden	S	B#	Nematoden	Konsument Räuber	w	1
29	Reproduktion von <i>Folsomia candida</i> Willem	S	B#	Collembolen	Destruent	l	2
31	Subletale Toxizität bei der Milbe <i>Hypoaspis aculeifer</i>	S	B#	Milben/Collembolen	Destruent/ Konsument	l	2
32	Wachstum von <i>Isotoma viridis</i>	S	B#	Collembolen	Destruent	l/n	1
33	Subletale Toxizität bei Collembolen <i>Folsomia fimetaria</i> L.	S	B#	Collembolen	Destruent	l	2
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S	B#	Milben	Destruent/ Konsument	l	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Fortsetzung der Tabelle nächste Seite

Fortsetzung der **Tabelle 11**

Test Nr.	Kurztitel	Eignung		Taxonomie	"Trophie"	Haupt-expos.	Dauer
35	Chronische Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S	B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	2
36	Subletale Toxizität bei Tausendfüßern <i>Brachydesmus superus</i>	S	B#	Tausendfüßer	Destruent	l/n	1
39	Subletale Toxizität bei Bohrrasseln <i>Porcellio scaber</i>	S	B#	Asseln	Destruent	l/n	1
41	Natürliche Bodenprotozoen	S	B#	Protozoen	Zönose	w	1
42	Respiration von Bodenmikroorganismen (SIR)	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	2
43	Glutamatmineralisierung in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	4
44	Nitrifikation in Böden	S	B#	Mikroorganismen	Zönose	w	1
47	Dehydrogenaseaktivität von Bodenmikroorganismen	S	B	Mikroorganismen	Zönose	w	2
48	Stickstoffixierung durch Cyanobakterien	S	B	Mikroorganismen	Zönose	w	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 12: Terrestrische Testsysteme mit den Hauptexpositionspfaden Luft und Nahrung.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Haupt-expos.	Typ	Dauer
12	Akute Wirkung auf <i>Pardosa sp. (Lycosidae)</i>	S B#	Spinnen	Konsument Räuber	l	a	3
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a	4
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
14	Subletale Toxizität bei Larvalstadien von Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
15	Reproduktion von Staphyliniden	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	4
16	Generationszyklus von Staphyliniden	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
17	Akute Toxizität für <i>Poecilus cupreus (Carabidae)</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a	3
18	Akute/chronische Effekte bei Carabidenlarven	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a/sa	2
29	Reproduktion von <i>Folsomia candida</i> Willem	S B#	Collembolen	Destruent	l	r	2
31	Subletale Toxizität bei der Milbe <i>Hypoaspis aculeifer</i>	S B#	Milben/Collembolen	Destruent/ Konsument	l	r	2
33	Subletale Toxizität bei Collembolen <i>Folsomia fimetaria L.</i>	S B#	Collembolen	Destruent	l	r	2
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S B#	Milben	Destruent/ Konsument	l	a	3
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S B#	Milben	Destruent/ Konsument	l	r	1
35	Akute Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	a	2
35	Chronische Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	r	2
37	Subletale Toxizität bei Hundertfüßern <i>Lithobius mutabilis</i>	S B#	Tausendfüßer	Konsument Räuber	l	sa	1
30	Collembolen (<i>Folsomia candida</i>)	S B#	Collembolen	Destruent	l/n	a	4
32	Wachstum von <i>Isotoma viridis</i>	S B#	Collembolen	Destruent	l/n	r	1
36	Subletale Toxizität bei Tausendfüßern <i>Brachydesmus superus</i>	S B#	Tausendfüßer	Destruent	l/n	r	1
38	Subletale Toxizität bei Bohrassel <i>Porcellio scaber</i>	S B#	Asseln	Destruent	l/n	sa	2
39	Subletale Toxizität bei Bohrasseln <i>Porcellio scaber</i>	S B#	Asseln	Destruent	l/n	r	1
40	Saprotrophische Aktivität von Asseln	S B#	Asseln	Destruent	l/n	sa	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 13: Terrestrische Testsysteme mit den Hauptexpositionspfaden Porenwasser und Nahrung.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Hauptexpos.	Typ	Dauer
5	Ausbildung von Knöllchen bei Wurzelsymbiosen	S B#	höhere Pflanzen/Bakterien	Symbiose	w	r	1
6	Wachstumshemmung bei terrestrischen Pflanzen	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
7	Frühe Wachstumsphasen von höheren Pflanzen	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
8	Wachstumshemmung bei <i>Avena sativa</i> und <i>Brassica rapa</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
9	Wurzellängen von <i>Hordeum vulgare</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	r	4
10	"Life cycle"-Test mit <i>Arabidopsis thaliana</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	r	1
11	Bodenalgen (<i>Chlorococcum infusionum</i>)	S B	Algen	Produzent	w	r	3
24	Nematoden chronische Toxizität	S B	Nematoden	Destruent	w	r	4
28	Räuberische Nematoden	S B#	Nematoden	Konsument Räuber	w	r	1
41	Natürliche Bodenprotozoen	S B#	Protozoen	Zönose	w	r	1
42	Respiration von Bodenmikroorganismen (SIR)	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	2
43	Glutamatmineralisierung in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	4
44	Nitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	1
45	Nitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	6
46	Denitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	6
47	Dehydrogenaseaktivität von Bodenmikroorganismen	S B	Mikroorganismen	Zönose	w	r	2
48	Stickstofffixierung durch Cyanobakterien	S B	Mikroorganismen	Zönose	w	r	1
49	Stickstofffixierung in Böden durch heterotrophe Bakterien	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	5
50	ECHA Biocide Monitor	S B	Bakterien	Mineralisierer	w	a	6
51	Kontakttest mit <i>Bacillus subtilis</i>	S B#	Bakterien	Mineralisierer	w	a	6
19	Akute Toxizität für Regenwürmer	S B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	3
20	Chronische Toxizität bei Regenwürmern	S B#	Anneliden	Destruent	w/n	r	1
21	Akute Toxizität bei Enchytraeen	S B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	2
21	Chronische Toxizität bei Enchytraeen	S B#	Anneliden	Destruent	w/n	r	1
22	Subletale Toxizität bei Enchytraeen <i>Cognettia sphagnetorum</i>	S B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	1
23	Besiedlungsdynamik durch Enchytraeen	S B	Anneliden	Destruent	w/n	r	3
25	"life-history-strategy" von Nematoden	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	2
26	Subletale Toxizität bei Nematoden <i>Plectus acuminatus</i>	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	2
27	Konkurrenz zwischen zwei bakterivoren Nematodenarten	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	3

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem); Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung; Testtyp: a = Akuttest, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 14: Terrestrische Testsysteme mit Destruenten und Mineralisierern.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung		Taxonomie	"Trophie"	Hauptexpos.	Typ	Dauer
19	Akute Toxizität für Regenwürmer	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	3
20	Chronische Toxizität bei Regenwürmern	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	r	1
21	Akute Toxizität bei Enchytraeen	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	2
21	Chronische Toxizität bei Enchytraeen	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	r	1
22	Subletale Toxizität bei Enchytraeen <i>Cognettia sphagnetorum</i>	S	B#	Anneliden	Destruent	w/n	a	1
23	Besiedlungsdynamik durch Enchytraeen	S	B	Anneliden	Destruent	w/n	r	3
24	Nematoden chronische Toxizität	S	B	Nematoden	Destruent	w	r	4
29	Reproduktion von <i>Folsomia candida</i> Willem	S	B#	Collembolen	Destruent	l	r	2
30	Collembolen (<i>Folsomia candida</i>)	S	B#	Collembolen	Destruent	l/n	a	4
32	Wachstum von <i>Isotoma viridis</i>	S	B#	Collembolen	Destruent	l/n	r	1
33	Subletale Toxizität bei Collembolen <i>Folsomia fimetaria</i> L.	S	B#	Collembolen	Destruent	l	r	2
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S	B#	Milben	Destruent/Konsument	l	a	3
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	S	B#	Milben	Destruent/Konsument	l	r	1
36	Subletale Toxizität bei Tausendfüßern <i>Brachydesmus superus</i>	S	B#	Tausendfüße r	Destruent	l/n	r	1
38	Subletale Toxizität bei Bohrasseln <i>Porcellio scaber</i>	S	B#	Asseln	Destruent	l/n	sa	2
39	Subletale Toxizität bei Bohrasseln <i>Porcellio scaber</i>	S	B#	Asseln	Destruent	l/n	r	1
40	Saprotrophische Aktivität von Asseln	S	B#	Asseln	Destruent	l/n	sa	1
50	ECHA Biocide Monitor	S	B	Bakterien	Mineralisierer	w	a	6
51	Kontakttest mit <i>Bacillus subtilis</i>	S	B#	Bakterien	Mineralisierer	w	a	6

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 15: Terrestrische Testsysteme mit Produzenten und Konsumenten.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Hauptexpos.	Typ	Dauer
6	Wachstumshemmung bei terrestrischen Pflanzen	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
7	Frühe Wachstumsphasen von höheren Pflanzen	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
8	Wachstumshemmung bei <i>Avena sativa</i> und <i>Brassica rapa</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	a	3
9	Wurzellängen von <i>Hordeum vulgare</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	r	4
10	"Life cycle"-Test mit <i>Arabidopsis thaliana</i>	S B#	höhere Pflanzen	Produzent	w	r	1
11	Bodenalgen (<i>Chlorococcum infusionum</i>)	S B	Algen	Produzent	w	r	3
12	Akute Wirkung auf <i>Pardosa sp.</i> (Lycosidae)	S B#	Spinnen	Konsument Räuber	l	a	3
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a	4
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
14	Subletale Toxizität bei Larvalstadien von Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
15	Reproduktion von Staphyliniden	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	4
16	Generationszyklus von Staphyliniden	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	r	1
17	Akute Toxizität für <i>Poecilus cupreus</i> (Carabidae)	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a	3
18	Akute/chronische Effekte bei Carabidenlarven	S B#	Käfer	Konsument Räuber	l	a/sa	2
25	"life-history-strategy" von Nematoden	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	2
26	Subletale Toxizität bei Nematoden <i>Plectus acuminatus</i>	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	2
27	Konkurrenz zwischen zwei bakterivoren Nematodenarten	S B#	Nematoden	Konsument	w/n	r	3
28	Räuberische Nematoden	S B#	Nematoden	Konsument Räuber	w	r	1
35	Akute Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	a	2
35	Chronische Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	S B#	Ohrwürmer	Konsument Räuber	l	r	2
37	Subletale Toxizität bei Hundertfüßern <i>Lithobius mutabilis</i>	S B#	Tausendfüßer	Konsument Räuber	l	sa	1

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft; n = Nahrung

Testtyp: a = Akuttest, sa = subakuter Test (verlängerter Akuttest), r = Reproduktionstest

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 16: Terrestrische Multispezies-Testsysteme ohne Ökosystemausschnitte.

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	"Trophie"	Hauptexpos.	Typ	Dauer
31	Subletale Toxizität bei der Milbe <i>Hypoaspis aculeifer</i>	S B#	Milben/Collembolen	Destruent/Konsument	l	r	2
5	Ausbildung von Knöllchen bei Wurzelsymbiosen	S B#	höhere Pflanzen/Bakterien	Symbiose	w	r	1
41	Natürliche Bodenprotozoen	S B#	Protozoen	Zönose	w	r	1
42	Respiration von Bodenmikroorganismen (SIR)	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	2
43	Glutamatmineralisierung in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	4
44	Nitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	r	1
45	Nitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	6
46	Denitrifikation in Böden	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	6
47	Dehydrogenaseaktivität von Bodenmikroorganismen	S B	Mikroorganismen	Zönose	w	r	2
48	Stickstoffixierung durch Cyanobakterien	S B	Mikroorganismen	Zönose	w	r	1
49	Stickstoffixierung in Böden durch heterotrophe Bakterien	S B#	Mikroorganismen	Zönose	w	a	5

Eignung: S = Substanztestung, B = Bodentestung, B# = Bodentestung bei Modifikation (Bezugssystem)

Hauptexposition: w = Porenwasser, l = Boden- und bodennahe Luft

Testtyp: a = Akuttest, r = Reproduktionstest

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 17: Für ein Screening geeignete Testverfahren. (Auswahlkriterium: Testdauer)

Berücksichtigt wurden ausschließlich Testsysteme, die unter der Fragestellung von Phase I des Projektes recherchiert wurden (TMLNU 1997).

Test Nr.	Kurztitel	Taxonomie	„Trophie“	Exposition	Dauer
28	Räuberische Nematoden	Nematoden	Konsumenten	Wasser / Eluat	6
45	Nitrifikation in Böden	Mikroorganismen	Zönose	Substrat	6
46	Denitrifikation in Böden	Mikroorganismen	Zönose	Substrat	6
49	Stickstoffixierung in Böden durch heterotrophe Bakterien	Mikroorganismen	Zönose	Substrat	5
50	ECHA Biocide Monitor	Bakterien	Mineralisierer	Substrat / Wasser / Eluat	6
51	Kontakttest mit <i>Bacillus subtilis</i>	Bakterien	Mineralisierer	Substrat	6
59	Akuter Daphientest L40	Kleinkrebs	Konsument	Wasser / Eluat	6
61	Akute Toxizität bei Nematoden (<i>Caenorhabditis elegans</i>)	Nematoden	Konsument	Wasser / Eluat	6
62	Wachstumshemmtest mit der Bakterienart <i>Pseudomonas putida</i>	Bakterien	Mineralisierer	Wasser / Eluat	6
63	Hemmung der Zellvermehrung von <i>Vibrio fischeri</i>	Bakterien	Mineralisierer	Wasser / Eluat	6
64	Hemmung der Lumineszenz von <i>Vibrio fischeri</i>	Bakterien	Mineralisierer	Wasser / Eluat	6
66	Protozoen-Bioassay (<i>Colpoda steinii</i>)	Protozoen	Konsument	Wasser / Eluat	6
68	Ciliaten-Proliferation	Protozoen	Konsument	Wasser / Eluat	6
69	Schädigung einer pflanzlichen Zellkultur	Zellkultur	In-vitro	Wasser / Eluat	6
70	Elektrolyteffluxtest von Pflanzenzellen (LF-Test)	Zellkultur	In-vitro	Wasser / Eluat	6
71	Chloroplastenthylakoide als Herbiziddetektoren	Zellkompartiment	In-vitro	Wasser / Eluat	6
72	Urease-Hemmtest	Enzym	In-vitro	Wasser / Eluat	6
73	Auswirkungen auf die Fotosynthese über O ₂ - Messung	Organismus	In-vitro	Wasser / Eluat	6

Dauer: 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 18: Testsysteme zur Prüfung der Rückhaltefunktion geordnet nach natürlichem Lebensraum des Organismus.

Test Nr.	Kurztitel	Taxonomie	"Trophie"	natürliches Vorkommen	Typ	Dauer
56	Toxizität für <i>Lemna minor</i>	höhere Pflanzen	Produzent	Wasser	r	4
57	Zellvermehrung von <i>Scenedesmus subspicatus</i>	Algen	Produzent	Wasser	r	4
58	Chlorophyllfluoreszenz von <i>Scenedesmus subspicatus</i>	Algen	Produzent	Wasser	r	4
59	Akuter Daphnientest L40	Kleinkrebs	Konsument	Wasser	a	6
63	Hemmung der Zellvermehrung von <i>Vibrio fischeri</i>	Bakterien	Mineralisierer	Wasser	r	6
64	Hemmung der Lumineszenz von <i>Vibrio fischeri</i>	Bakterien	Mineralisierer	Wasser	a	6
52	Kurzzeit-Bioassay (Pflanzentoxizität)	höhere Pflanzen	Produzent	Boden	a	4
53	Wurzelwachstum bei <i>Allium cepa</i>	höhere Pflanzen	Produzent	Boden	a	4
54	Wurzellänge bei <i>Lepidium sativum</i>	höhere Pflanzen	Produzent	Boden	a	4
55	Toxizität für <i>Nostoc linckia</i>	Cyanobakterien	Produzent	Boden	r	1
60	Toxizität für Nematoden (<i>Panagrellus redivivus</i>)	Nematoden	Destruent/Konsument	Boden	a	4
61	Akute Toxizität bei Nematoden (<i>Caenorhabditis elegans</i>)	Nematoden	Konsument	Boden	a	6
62	Wachstumshemmtest mit der Bakterienart <i>Pseudomonas putida</i>	Bakterien	Mineralisierer	Boden	r	6
65	Wachstum, Biomasseproduktion, Keimung nematophager Pilze	Pilz	Destruent/Konsument	Boden	r	3
66	Protozoen-Bioassay (<i>Colpoda steinii</i>)	Protozoen	Konsument	Boden	r	6
67	Wirkungen auf Bodenprotozoen	Protozoen	multispezies	Boden	r	4
68	Ciliaten-Proliferation	Protozoen	Konsument	Boden	r	6

Dauer: 1 = > 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Testtyp: a = Akuttest, r = Reproduktionstest

Tabelle 19: Testsysteme zur Prüfung der Lebensraumfunktion stehender Oberflächengewässer.

Berücksichtigt wurden ausschließlich Testsysteme, die unter der Fragestellung von Phase I des Projektes recherchiert wurden (TMLNU 1997).

Test Nr.	Kurztitel	Taxonomie	"Trophie"	Typ	Dauer
56	Toxizität für <i>Lemna minor</i>	höhere Pflanzen	Produzent	r	4
57	Zellvermehrung von <i>Scenedesmus subspicatus</i>	Algen	Produzent	r	4
58	Chlorophyllfluoreszenz von <i>Scenedesmus subspicatus</i>	Algen	Produzent	r	4
59	Akuter Daphientest L40	Kleinkrebs	Konsument	a	6
63	Hemmung der Zellvermehrung von <i>Vibrio fischeri</i>	Bakterien	Mineralisierer	r	6
64	Hemmung der Lumineszenz von <i>Vibrio fischeri</i>	Bakterien	Mineralisierer	a	6

Testtyp: a = Akuttest, r = Reproduktionstest,

Dauer: 1 = > 28 Tage, 4 = bis 7 Tage, 6 = bis 24 Stunden

Tabelle 20: Testsysteme zur Prüfung der Lebensraumfunktion von Böden

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	Trophie	Dauer
11	Bodenalgen (<i>Chlorococcum infusionum</i>)		Algen	Produzent	3
55	Toxizität für <i>Nostoc linckia</i>		Cyanobakterien	Produzent	1
9	Wurzellängen von <i>Hordeum vulgare</i>	#	höhere Pflanzen	Produzent	4
10	Life cycle-Test mit <i>Arabidopsis thaliana</i>	#	höhere Pflanzen	Produzent	1
20	Chronische Toxizität bei Regenwürmern	#	Anneliden	Destruent	1
21	Chronische Toxizität bei Enchytraeen	#	Anneliden	Destruent	1
23	Besiedlungsdynamik durch Enchytraeen		Anneliden	Destruent	3
29	Reproduktion von <i>Folsomia candida</i> Willem	#	Collembolen	Destruent	2
32	Wachstum von <i>Isotoma viridis</i>	#	Collembolen	Destruent	1
33	Subletale Toxizität bei Collembolen <i>Folsomia fimetaria</i> L.	#	Collembolen	Destruent	2
36	Subletale Toxizität bei Tausendfüßern <i>Brachydesmus superus</i>	#	Tausendfüßer	Destruent	1
38	Subletale Toxizität bei Bohrrassel <i>Porcellio scaber</i>	#	Asseln	Destruent	2
39	Subletaler Toxizitätstest mit der Bohrrassel <i>Porcellio scaber</i>	#	Asseln	Destruent	1
24	Nematoden chronischen Toxizität		Nematoden	Destruent	4
34	Subletale Toxizität bei der Hornmilbe <i>Platynotrus peltifer</i>	#	Milben	Destruent/Konsument	1
31	Subletale Toxizität bei der Milbe <i>Hypoaspis aculeifer</i>	#	Milben/Collembolen	Destruent/Konsument	2
65	Wachstum, Biomasseproduktion, Keimung nematophager Pilze		Pilze	Destruent/Konsument	3
40	Saprotrophische Aktivität von Asseln	#	Asseln	Destruent	1
62	Wachstumshemmtest mit der Bakterienart <i>Pseudomonas putida</i>		Bakterien	Mineralisierer	6

Eignung: # = Modifikation hinsichtlich Kontrolle erforderlich

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

Fortsetzung der Tabelle nächste Seite

Fortsetzung der **Tabelle 20**

Test Nr.	Kurztitel	Eignung	Taxonomie	Trophie	Dauer
35	Chronische Toxizität bei Larven bzw. adulten Ohrwürmern	#	Ohrwürmer	Konsument	2
13	Subletale Toxizität bei adulten Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	#	Käfer	Konsument	1
14	Subletale Toxizität bei Larvalstadien von Staphyliniden <i>Philonthus cognatus</i>	#	Käfer	Konsument	1
15	Reproduktion von Staphyliniden	#	Käfer	Konsument	4
16	Generationszyklus von Staphyliniden	#	Käfer	Konsument	1
18	Akute/chronische Effekte bei Carabidenlarven	#	Käfer	Konsument	2
37	Subletale Toxizität bei Hundertfüßern <i>Lithobius mutabilis</i>	#	Hundertfüßer	Konsument	1
25	life-history-strategy von Nematoden	#	Nematoden	Konsument	2
26	Subletale Toxizität bei Nematoden <i>Plectus acuminatus</i>	#	Nematoden	Konsument	2
27	Konkurrenz zwischen zwei bakterivoren Nematodenarten	#	Nematoden	Konsument	3
28	Räuberische Nematoden	#	Nematoden	Konsument	1
66	Protozoen-Bioassay (<i>Colpoda steinii</i>)		Protozoen	Konsument	6

Eignung: # = Modifikation hinsichtlich Kontrolle erforderlich

Dauer: 1 = > 28 Tage, 2 = bis 28 Tage, 3 = bis 14 Tage, 4 = bis 7 Tage, 5 = bis 48 Stunden, 6 = bis 24 Stunden

2.5a.7. Empfehlungen von Testsystemen für die Bereiche Boden, Grundwasser, Oberflächenwasser auf Basis der bisher vorliegenden Erfahrungen

Im Bereich der terrestrischen Testverfahren ist bislang nur eine unzureichende Anzahl von Methoden zur Untersuchung der Lebensraumfunktion etabliert. Um das komplexe Gefüge einer Bodenzönose bei der Prüfung der Lebensraumfunktion eines Substrates zu berücksichtigen, werden zurzeit Methoden mit Vertretern der folgenden Organismengruppen diskutiert:

Pflanzen (monokotyl/dikotyl)	Mikroorganismen
Staphyliniden	Nematoden
Regenwürmer	Collembolen
Enchyträen	

Der weit überwiegende Teil terrestrischer Testverfahren ist bislang nicht bei einer Bewertung von Altlasten angewendet worden. Infolgedessen liegen für diese Methoden keine Erfahrungen hinsichtlich des Bezugssystems für eine Wirkung vor. Prinzipiell können diese Tests aber durch Verwendung eines geeigneten unbelasteten Substrates als Kontrolle so modifiziert werden, dass sie auch zur Altlastenbewertung herangezogen werden können.

Ökotoxikologische Testsysteme als Entscheidungsgrundlage bei der Bewertung und Sanierung von Altlasten im weitesten Sinne setzen jedoch voraus, dass die Ergebnisse sicher interpretiert werden können. Die Gefahr von Falschaussagen muss minimiert sein. Die zur Anwendung kommenden Testsysteme sollten daher folgende Voraussetzungen erfüllen:

- Eine Überprüfung in Ringtests ist erfolgt, wobei es sich gezeigt hat, dass in unterschiedlichen Laboratorien vergleichbare Resultate erzielt werden. Dies bedeutet, dass die Standardisierung ausreichend genau ist.
- Es besteht Konsens, wie die Reaktion der Testorganismen zu bewerten ist. Dies beinhaltet die Kenntnis, ab wann ein gemessener Effekt auf einen Schadstoff zurückzuführen und folglich als „Toxizität“ zu werten ist.

Erste Ringtests für die Beurteilung von Altlasten sollen im Rahmen des BMBF-Verbundprojektes „Ökotoxikologische Testbatterien“ durchgeführt werden. Ergebnisse sind jedoch nicht vor 1999 zu erwarten. Die meisten Erfahrungen liegen für Testsysteme vor, die nach Chemikaliengesetz vorgeschrieben sind und mittlerweile für die Testung von Umweltproben angewandt werden. Diese wurden in der DECHEMA-Broschüre „Biologische Testmethoden für Böden“ zusammengefasst (DECHEMA 1995). Auf Grund der bereits vorliegenden Erfahrung bei der Anwendung auf Umweltproben war es auch möglich, Werte festzulegen, ab wann ein Effekt als toxisch anzusehen ist. Die Ergebnisse können wie folgt zusammengefasst werden:

Boden

Für den Nachweis der Lebensraumfunktion von Böden werden Tests mit Pflanzen, Regenwürmern und Bodenmikroorganismen vorgeschlagen. Die dafür vorgeschlagenen Eckdaten sind

Tabelle 21 zu entnehmen.

Tabelle 21: Toxizitätsschwellen terrestrischer Testsysteme zur Beurteilung der Lebensraumfunktion von Böden nach DECHEMA (1995).

Untersuchungsparameter	Toxizitätsschwelle	Methode
Pflanzenwachstumshemmung mit mindestens einer einkeimblättrigen und einer zweikeimblättrigen Art	50 % Wachstumshemmung ¹⁾ (100 % Testansatz) bzw. 25 % Wachstumshemmung ¹⁾ (Mischung aus 50 % Testboden und 50 % Kontrollboden)	DECHEMA 1995 in Anlehnung an ISO 11269-2 Test Nr. 6
Regenwurm <i>Eisenia fetida</i> : Mortalität	20 % Mortalität ¹⁾	DECHEMA 1995 in Anlehnung an ISO 11268-1 Test Nr. 19
Bodenimmanente Mikroorganismen: Substratinduzierte Bodenatmung	0,05 mg CO ₂ /(h*100 g Trockenmasse) 0,3 mg O ₂ /(h*100 g Trockenmasse) ²⁾	DECHEMA 1995 in Anlehnung an ISO 11420-1 Test Nr. 42
Bodenimmanente Mikroorganismen: Nitrifikation	100 ng NO ₃ ⁻ -N/(5h*g Trockenmasse) ²⁾	DECHEMA 1995 ISO-Entwurf in Bearbeitung Test Nr. 45

1) Ein Überschreiten des genannten Wertes deutet auf das Vorliegen von toxischen Substanzen hin

2) Bei den festgelegten Grenzen handelt es sich um Werte, deren Überschreiten eine Mindestlebensraumfunktion Gewähr leisten sollte

Bodeneluat (Austrag in Grund- und Oberflächenwasser)

Als Testsysteme zur Prüfung der Rückhaltefunktion von Böden werden die folgenden als DIN-Normen vorliegenden Verfahren vorgeschlagen:

- 1) Leuchtbakterientest: Lumineszenz und Wachstum
- 2) Daphnientest: Immobilisation
- 3) Algentest: Wachstumshemmung

Da das Ausmaß der detektierten Wirkung vom jeweiligen Schadstoff und dessen Wirkort im Testorganismus abhängig ist, sind mit Ausnahme der Verlaufskontrolle diese Testsysteme nicht alternativ, sondern als Testbatterie durchzuführen. Auf Grund der komplexen Umweltproben kann im Vorfeld nicht bekannt sein, welcher Organismus am empfindlichsten reagiert. Es besteht daher allgemeiner Konsens, dass immer eine pragmatisch zusammengestellte Testbatterie unterschiedlichster Organismen unter Berücksichtigung der verschiedenen trophischen Ebenen (Ernährungsstufen in der Umwelt) Anwendung finden muss. Im Hinblick auf die Auswahl bakterieller Testorganismen hat die Erfahrung gezeigt, dass der Wachstumshemmtest mit dem Bodenbakterium *Pseudomonas putida* zwar eine größere ökologische Relevanz besitzt, jedoch weniger sensitiv reagiert als der Lumineszenztest mit dem marinen Leuchtbakterium *Vibrio fischeri* (Hund und Traunspurger 1994).

Die vorgeschlagenen Eckdaten der Testverfahren sind in Tabelle 22 aufgeführt.

Tabelle 22: Toxizitätsschwellen aquatischer Testsysteme zur Beurteilung des Pfades Boden - Grundwasser nach DECHEMA (1995)

Untersuchungsparameter	Toxizitätsschwelle	Methode
Leuchtbakterientest mit <i>Vibrio fischeri</i> zur Bestimmung der akuten Toxizität (Lumineszenzhemmung)	$G_L > 8$	DIN 38412 - Teil 34 und 341 Test Nr. 64
<i>Vibrio fischeri</i> Wachstumstest zur Bestimmung der chronischen Toxizität (Wachstumshemmung)	$G_{LW} > 2$	DIN 38412 - Teil 37, Stand März 1996 Test Nr. 63
Daphnientest: Testung der Schwimmfähigkeit von <i>Daphnia magna</i>	$G_D > 4$	DIN 38412 - Teil 30 Test Nr. 59
Algentest: Scenedesmus-Chlorophyll-Fluoreszenztest	$G_A > 4$	DIN 38412 - Teil 33 Test Nr. 58

L = Leuchtbakterien, LW = Leuchtbakterien Wachstum, D = Daphnien, A = Algen

Definition der G-Werte:

Der G-Wert stellt die kleinste Verdünnungsstufe einer Zweier-Verdünnungsreihe des Testgutes dar, bei der gerade nicht mehr 20 % Effekt (Leuchtbakterien- und Algentest) bzw. 10 % Effekt (Daphnientest) erzielt werden.

Der Wachstumshemmtest mit Leuchtbakterien ist in Fällen durchzuführen, in denen im Lumineszenzhemmtest G_L -Werte von 3 bis 8 erzielt werden.

Bei den aufgeführten Toxizitätsschwellen handelt sich um Werte für Bodeneluate, bei deren Überschreiten von einem toxischen Potenzial in der Probe auszugehen ist. Geringfügige Toxizitäten werden akzeptiert, da auch natürliche Bodeninhaltsstoffe zu Toxizitäten führen können, die jedoch nicht als Schadstoffeffekt gewertet werden dürfen. Zurzeit ist in der Diskussion, ob diese Schwellenwerte als Prüfwerte in die BBodSchV aufgenommen werden. Eine entsprechende Initiative wurde von Vertretern verschiedener Verbände und Vereine sowie der Industrie und Wissenschaft unternommen.

Für die Testung von Oberflächen- und Grundwasser wurden bislang keine derartigen Schwellenwerte festgelegt. Auf Grund der geringeren Nährstoffgehalte ist jedoch davon auszugehen, dass geringere Toxizitäten als Hintergrundtoxizitäten toleriert werden dürfen.

Für die Einbeziehung weiterer Testsysteme als Entscheidungskriterium für Sanierungsverfahren erscheint nach dem jetzigen Kenntnisstand die Datenlage zu gering.

Als dringend erforderlich wird die Fortentwicklung der Screening-Tests angesehen, da sie rasch einen generellen Eindruck über den Zustand der zu beurteilenden Probe erlauben. Desweiteren sollte die Einbeziehung zusätzlicher Testorganismen aus dem terrestrischen Bereich erfolgen. Organismen, die im luftgefüllten Porensystem des Bodens leben, sind bisher nicht in der Testbatterie enthalten. Auf Grund der vorliegenden Norm bzw. des Norm-Entwurfes für Collembolen und Staphyliniden sollte zunächst verstärktes Augenmerk auf diese Organismengruppen gerichtet werden. Zeigt sich die Eignung dieser Organismengruppe, wäre eine wesentliche Lücke in den zur Verfügung stehenden Testsystemen geschlossen.

2.5a.8. Zusammenfassung

Ökotoxikologische Testverfahren bilden eine sinnvolle Ergänzung der chemischen Analytik bei der Altlastenbearbeitung. Sie ermöglichen den Nachweis toxischer Kontaminanten im Boden / Substrat / Medium und können gegebenenfalls Hinweise auf die Stoffklasse der vorliegenden Kontaminanten liefern.

Die Verknüpfung chemischer und ökotoxikologischer Parameter stellt eine wichtige Entscheidungshilfe im Verlauf einer Sanierung von Altlasten dar.

Die zur Verfügung stehenden Organismen und Untersuchungsparameter weisen eine unterschiedliche Sensitivität gegenüber verschiedenen Stoffen im Boden / Substrat / Medium auf. Daher ist mit Ausnahme der Sanierungsbegleitung stets eine Reihe von Testsystemen im Sinne einer Testbatterie anzuwenden.

Bei der Auswahl von Methoden muss genau differenziert werden, welche Aussage getroffen werden soll. Dabei kann grundsätzlich unterschieden werden zwischen:

- Nachweis eines toxischen Potenzials
- Prüfung der Lebensraumfunktion des Ökosystemkompartimentes

Je nach Untersuchungsziel ist weiterhin eine Differenzierung hinsichtlich des zu untersuchenden Materials vorzunehmen:

- Bodenprobe
- Bodeneluat
- Grundwasserprobe
- Probe von Oberflächengewässern

Es liegt eine große Zahl von Testmethoden vor, die prinzipiell für die Bewertung von Altlasten geeignet erscheinen. Ursprünglich wurden sie jedoch schwerpunktmäßig zur Prüfung von Chemikalien entwickelt. Infolgedessen bestehen derzeit noch Unsicherheiten hinsichtlich der Ergebnisinterpretation bei der Anwendung auf real kontaminierte Proben. Hier besteht noch erheblicher Forschungsbedarf. Erste Vorschläge liegen jedoch bereits vor (DECHEMA 1995).

Da nur ein kleiner Teil der recherchierten Methoden bereits ein Normungsverfahren durchlaufen hat und auch diese nur nach Modifikation bei der Bewertung von Altlasten Anwendung finden können, bestehen auch Unklarheiten hinsichtlich der Validitätskriterien. Bei nicht normten Tests wird sogar häufig auf die Angabe von Validitätskriterien verzichtet. Auch hier besteht noch weiterer Klärungsbedarf.

2.5a.9. Literatur

- Bachmann, G., C.-G. Bannick, E. Giese, F. Glante, A. Kiene, R. Konietzka, F. Rück, S. Schmidt, K. Terytze, D. von Borries (1997): Fachliche Eckpunkte zur Ableitung von Bodenwerten im Rahmen des Bundes-Bodenschutzgesetzes. In D. Rosenkranz, G. Bachmann, G. Einsele, H.-M. Horreß (Hrsg.): Handbuch Bodenschutz, Band 1. 24 Lfg. IX/97 Kapitel 3500. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- Beck, Th., P. Capriel, H. Borchert, R. Brandhuber (1995): Die mikrobielle Biomasse in landwirtschaftlich genutzten Böden. *Agribiol. Res.* 48, 74-82.
- Belfroid, A. (1994): Toxicokinetics of hydrophobic chemicals in earthworms. -Validation of the equilibrium partitioning theory. Dissertation Universität Utrecht, Niederlande
- Belfroid, A., W. Seinen, C.A.M. van Gestel, J. Hermens, K. van Leeuwen (1995): Modelling the accumulation of hydrophobic organic chemicals in earthworms: Application of the equilibrium partitioning theory. *Environmental Science Pollution Research* 27, 605 - 612
- Blankenhorn, I. (1994): Derzeitige Anwendung und Entwicklungen von Elutionsverfahren. Texte und Berichte zur Altlastenbearbeitung 11/94; Hrsg. Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg, Karlsruhe.
- DECHEMA (1995): Biologische Testmethoden für Böden. Ad-hoc Arbeitsgruppe „Methoden zur toxikologischen / ökotoxikologischen Bewertung von Böden“ (Leitung: Prof. Dr. W. Dott).
- Gisi, U., R. Schenker, R. Schulin, F.X. Stadelmann, H. Sticher (1990): Bodenökologie. Georg Thieme Verlag, Stuttgart New York
- Griffiths, B.S., R. Welschen, J.J.C.M. van Arendonk, H. Lambers (1992): The effect of nitrate-nitrogen supply on bacteria and bacterial -feeding fauna in the rhizosphere of different grass species. *Oecologia* 91, 253-259.
- Hammel, W.: Bewertung einer Schwermetallbelastung des Bodens aus ökotoxikologischer Sicht. Dissertation. Universität Gießen (im Druck).
- Hintze, Th., P. Gehlen, D. Schröder (1994): Are microbial biomass estimations equally valid with arable soils and forest soils? *Soil Biol. Biochem.* 26, 1207-1211.
- Hund, K. (1997): Algal growth inhibition test -feasibility and limitations for soil assessment. *Chemosphere* 35, 1069-1082.
- Hund, K., W. Dott (1996): Mikrobiologische Beurteilung von Böden unter dem Aspekt der Chemikalienbelastung. In H. Behret, R. Nagel (Hrsg.): Chemikalienbewertung in der Europäischen Union; Konzepte für den terrestrischen Bereich. GDCh Monographie Bd. 5.
- Hund, K., W. Kördel (1996): Erfassung der Grundwassergefährdung durch aquatische Testsysteme. In R. Stegmann (Hrsg.): Neue Techniken der Bodenreinigung. Hamburger Berichte 10. Economia Verlag.

- Hund, K., W. Traunspurger (1994): Ecotox-evaluation strategy for soil bioremediation exemplified for a PAH-contaminated site. *Chemosphere* 29, 371-390.
- Kanne, R. (1991): Aquatische Ökotoxikologie UWSF - Z. Umweltchem. Ökotox. 3, 16-18.
- Kolk, C., B.-M. Wilke (1996): Einfluß von PAK, PCB und Schwermetallen auf die mikrobielle Aktivität in Rieselfeldböden. *Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft* 81, 295 - 298
- Kördel, W., K. Hund (1997): Extraction Concepts to Determine the Available Fraction of Sorbed Substances. International European Workshop UBA, FhG-IUCT (1996): Bioavailability as a Key Property in Terrestrial Ecotoxicity Assessment and Evaluation; Fraunhofer IRB Verlag
- Kördel, W., K. Hund, W. Klein (1995): Erfassung und Bewertung von Bodenfunktionen. In D. Rosenkranz, G. Bachmann, G. Einsele, H.-M. Horreß (Hrsg.): *Handbuch Bodenschutz*, Band 1. 20 Lfg. XII/95 Kapitel 3310. Erich Schmidt Verlag, Berlin.
- Samsøe-Petersen, L., Petersen F. (1994): Discussion Paper Regarding Guidance for Terrestrial Effects Assessment. prepared for OECD; Water Quality Institute, Denmark
- Spurgeon, D. J. (1997): Can the Uptake and Toxicity of Pollutants by Soil Invertebrates be Described by Simple One Exposure Route Models Based on Pore Water Concentrations? International European Workshop UBA, FhG-IUCT (1996): Bioavailability as a Key Property in Terrestrial Ecotoxicity Assessment and Evaluation; Fraunhofer IRB Verlag
- Spurgeon, D.J., Hopkin S.P. (1996): Effects of variations in the organic matter content and pH of soils on the availability and toxicity of zinc to the earthworm *Eisenia fetida*. *Pedobiologia* 40, 80 - 96
- TMLNU (1997): Thüringer Ministerium für Landwirtschaft, Naturschutz und Umwelt (Hrsg.): *Biologische Verfahren in der Laboranalytik bei Altlasten - Stoffsammlung. Materialien und Berichte zur Altlastenbearbeitung in Thüringen* 2
- Traunspurger, W., C. Steinberg, T. Bongers (1995): Nematoden in der ökotoxikologischen Forschung. UWSF - Z. Umweltchem. Ökotox. 7, 74-83.
- UBA (in Bearbeitung): Ökotoxikologische Bewertungsmaßstäbe zur Beurteilung von Altlasten und Böden. UFO-Plan Nr. 107 05 003
- U.S.-EPA (1996): United States Environmental Protection Agency (Hrsg.): *Ecological Effects Test Guidelines, OPPTS 850.4400 Aquatic Plant Toxicity Test Using Lemna spp., Tiers I and II (public draft, April 1996)*
- van Gestel, C.A.M., Ma W., C.E. Smit (1991): Development of QSARs in terrestrial ecotoxicology: earthworm toxicity and soil sorption of chlorophenols, chlorobenzenes and dichloraniline. *The Science of the Total Environment* 109/110, 589 - 604
- VDI 3965 (Blatt 1) - Entwurf (1994): Zielsetzung, Bedeutung und Grundlagen von Richtlinien zum Schutze der Böden - Ermittlung von Maximalen Immissions-Werten. August 1994.

- Wahle, U., W. Kördel (1997): Development of analytical methods for the assessment of ecotoxicological relevant soil contamination. Part A - Development and improvement of soil extraction methods for the determination of the bioavailable parts of contaminants. *Chemosphere* 35, 223-237.
- Wenzel, A., M. Nendza, P. Hartmann, R. Kanne (1997): Testbattery for the assessment of aquatic toxicity. *Chemosphere* (35, 307-322).
- Wu, J., G. Joergensen, B. Pommerening, R. Chaussod, P.C. Brookes (1990): Measurement of soil microbial biomass C by fumigation-extraction - an automated procedure. *Soil Biol. Biochem.* 22, 1167-1169.

10. Glossar

Biozönose:	Lebensgemeinschaft von Pflanzen und Tieren, die durch gegenseitige Abhängigkeit und Beeinflussung in Wechselwirkung zueinander stehen
Edaphon:	Gesamtheit der im Boden lebenden Organismen
G-Wert:	Der G-Wert stellt die kleinste Verdünnungsstufe einer Zweier-Verdünnungsreihe (ausgehend von 1:2 und 1:3) des Testgutes dar, bei der gerade nicht mehr 20% Effekt (Leuchtbakterien- und Algentest) bzw. 10% Effekt (Daphnientest) erzielt werden G = Giftigkeit, L = Leuchtbakterien, LW = Leuchtbakterienwachstum, A = Algen, D = Daphnien
In-vitro Verfahren:	von (lat.) „im Glas“, Tests auf molekularer oder zellulärer Ebene
Mikrokosmossystem:	geschlossener Modellökosystemausschnitt im Labor
Reproduktion:	Erneuerung, Wiederherstellung
Screening:	Überblicksverfahren
Taxonomie:	Einordnung von Arten in hierarchische Systeme
Testbatterie:	Zusammenstellung von Tests mit unterschiedlichen Organismen verschiedener trophischer Niveaus mit dem Ziel, eine größere Aussagesicherheit zu erreichen.
Toxizität:	Giftigkeit
„Trophie“:	hier: Stellung in der Nahrungskette

11. Abkürzungsverzeichnis

DECHEMA:	Deutsche Gesellschaft für Chemisches Apparatewesen, Chemische Technik und Biotechnologie e. V.
DOC:	gelöster organischer Kohlenstoff (dissolved organic carbon)
EPA:	Environmental Protection Agency
MKW:	Mineralölkohlenwasserstoffe
OECD:	Organisation for Economic Development
PCB:	polychlorierte Biphenyle
PCP:	Pentachlorphenol
TM:	Trockenmasse
TNT:	Trinitrotoluol
TS:	Trockensubstanz