

UMWELTFORSCHUNGSPLAN DES
BUNDESMINISTERIUMS FÜR UMWELT,
NATURSCHUTZ UND REAKTORSICHERHEIT
- Bodenschutz -

Forschungsbericht 298 71 752
UBA-FB 000028



Überprüfung und Validierung der terrestrischen Ökotoxizität

Dipl.-Chem. Meinolf Stützer
Prof. Dr. Siegfried Johné
Dipl.-Phys. Rolf Sonnenberger
Dr. Hans-Jürgen Förster
Ing.-Päd. Martina Watzke

Triton Umweltschutz GmbH

im Auftrag des Umweltbundesamtes

Diese TEXTE-Veröffentlichung kann bezogen werden bei
Vorauszahlung von DM 20,-- (10,26 Euro)
durch Post- bzw. Banküberweisung,
Verrechnungsscheck oder Zahlkarte auf das

Konto Nummer 4327 65 - 104 bei der
Postbank Berlin (BLZ 10010010)
Fa. Werbung und Vertrieb,
Ahornstraße 1-2,
10787 Berlin

Parallel zur Überweisung richten Sie bitte
eine schriftliche Bestellung mit Nennung
der **Texte-Nummer** sowie des **Namens**
und der **Anschrift des Bestellers** an die
Firma Werbung und Vertrieb.

Der Herausgeber übernimmt keine Gewähr
für die Richtigkeit, die Genauigkeit und
Vollständigkeit der Angaben sowie für
die Beachtung privater Rechte Dritter.
Die in dem Bericht geäußerten Ansichten
und Meinungen müssen nicht mit denen des
Herausgebers übereinstimmen.

Herausgeber: Umweltbundesamt
Postfach 33 00 22
14191 Berlin
Tel.: 030/8903-0
Telex: 183 756
Telefax: 030/8903 2285
Internet: <http://www.umweltbundesamt.de>

Redaktion: Fachgebiet II 5.1
Prof. Dr. Dr. Konstantin Terytze

Berlin, Januar 2001

Berichts-Kennblatt

1. Berichtsnummer UBA-FB 000028	2.	3.
4. Titel des Berichtes Überprüfung und Validierung der terrestrischen Ökotoxizität		
5. Autor(en), Name(n), Vorname(n) Dipl.-Chem. Stützer, Meinolf Prof. Dr. Johne, Siegfried Dipl.-Phys. Sonnenberger, Rolf Dr. Hans-Jürgen Förster Ing-Päd. Martina Watzke		8. Abschlußdatum November 1999 9. Veröffentlichungsdatum
6. Durchführende Institution (Name, Anschrift) Triton Umweltschutz GmbH Zörbiger Straße 24 / 25 06749 Bitterfeld		10. UFOPLAN-Nr. 298 71 752 11. Seitenzahl 147
7. Fördernde Institution (Name, Anschrift) Umweltbundesamt Bismarckplatz 1 14193 Berlin		12. Literaturangaben 18 13. Tabellen und Diagramme 52
15. Zusätzliche Angaben		14. Abbildungen 54
16. Kurzfassung Für die ökosystemare Bewertung von Schadstoffen im Boden wird aus heutiger Sicht und aus ökonomischen Gründen die Untersuchung des Zustandes der mikrobiellen Aktivität (z.B. Dehydrogenaseaktivität), die Bestimmung der Regenwurm-mortalität und die Bestimmung der Wirkung von Schadstoffen auf höhere Pflanzen unter Berücksichtigung von abiotischen Bodenparametern (pH, Feuchtigkeit, Temperatur, Kernnährstoffgehalt, Kationenaustauschkapazität) für notwendig und ausreichend erachtet. Die Untersuchungen sollten an mindestens zwei Bodenarten (lehmiger Sand und sandiger Lehm) und drei Pflanzenspecies durchgeführt werden. Eine Wurzellängenmessung erscheint nicht sinnvoll, da keine Korrelation zwischen Wurzellänge und Chemikalienkonzentration festzustellen war. Unter den von uns geprüften Substanzen sind Phthalsäurediethylester (WGK 2) und Phthalsäuredimethylester (WGK 1) als boden- und pflanzengefährdend einzustufen. Es wird die Aufnahme eines neuen R-Satzes „Verbindung ist pflanzengefährdend“ empfohlen. Als gefährdungsbestimmende Merkmale könnten die Keimhemmung und/oder vermindertes Wachstum (Reduktion der Biomasse) innerhalb eines bestimmten Zeitraumes deklariert werden. Für beide Parameter sollten in weiteren Versuchen Grenzwerte ermittelt werden.		
17. Schlagwörter Wassergefährdungsklassen, Ökotoxikologie, Gefährdungspotential, Bodengefährdung, Biotests, Bodenschutz, R-Sätze, Pflanzen, Regenwurm, Phthalsäureester, Phthalsäurediethylester, Phthalsäuredimethylester, Phthalimid, 2-Naphthol, Aluminiumnitrat		
18. Preis	19.	20.

Report Cover Sheet

1. Report No. UBA-FB 000028	2.	3.
4. Report Titel Verfication and validation of the terrestrial ecotoxicity		
5. Author(s), Family Name(s), First Name(s) Dipl.-Chem. Stützer, Meinolf Prof. Dr. Johnne, Siegfried Dipl.-Phys. Sonnenberger, Rolf Dr. Hans-Jürgen Förster Ing-Päd. Martina Watzke		8. Report Data November 1999 9. Publication Date
6. Performing Organisation (Name, Adress) Triton Umweltschutz GmbH Zörbiger Straße 24 / 25 06749 Bitterfeld		10. UFOPLAN- Ref No. 298 71 752 11. No. of Pages 147
7. Sponsoring Agency (Name, Adress) Umweltbundesamt Bismarckplatz 1 14193 Berlin		12. No. of References 18 13. No. of Tables, Diag. 52
15. Supplementary Notes		14. No. of Figures 54
16. Abstract The aim of the project was to check some compounds of the water hazard classes 0 to 2 with regard to their assessment of the ecotoxicological hazard potentials for soils. For this propose the determination of the dehydrogenase activity and the use of standardized tests with the earthworm and higher plants and loamy sand and sandy loam as substrates are recommended. A new R-phrase „compounds is dangerous to plants“ is suggested. Parameters for that could be the inhibition of germination and/or the decrease of growth (or of the biomass weight) after a defined period. It is necessary to determine the limiting values by further investigations. In our investigations dimethyl and diethyl phthalate possess a hazard potential for soils and plants.		
17. Keywords soil protection, ecotoxicology, water hazard classes, hazard potential, biotests, soil risk, assessment, water pollutants, R-phrases, plant, dimethyl phthalate, diethyl phthalate, phthalic ester, earthworm, dehydrogenase activity, phthalimide, 2-naphthol, aluminium nitrate		
18. Price	19.	20.

Inhaltsverzeichnis

Verzeichnis der Tabellen und Abbildungen	3
0. Einleitung	6
1. Auswahl der Testverfahren	7
2. Auswahl und Charakterisierung der Testchemikalien	10
3. Charakterisierung der verwendeten Böden	22
4. Versuchsdurchführung	26
4.1. Allgemeine Vorbereitungen	26
4.2. Pflanzentest	27
4.2.1. Vorversuche	28
4.2.2. Versuchsergebnisse - Phthalimid	29
4.2.3. Versuchsergebnisse - 2-Naphthol	31
4.2.4. Versuchsergebnisse - Aluminiumnitrat-Nonahydrat	34
4.2.5. Versuchsergebnisse - Phthalsäuredimethylester	37
4.2.6. Versuchsergebnisse - Phthalsäurediethylester	40
4.3. Regenwurmtest	43
4.3.1. Versuchsergebnisse - Phthalimid	44
4.3.2. Versuchsergebnisse - 2-Naphthol	45
4.3.3. Versuchsergebnisse - Aluminiumnitrat-Nonahydrat	46
4.3.4. Versuchsergebnisse - Phthalsäuredimethylester	46
4.3.5. Versuchsergebnisse - Phthalsäurediethylester	47
4.4. Dehydrogenaseaktivität	48
4.4.1. Auswertung - Phthalimid	49
4.4.2. Auswertung - 2-Naphthol	49
4.4.3. Auswertung - Aluminiumnitrat-Nonahydrat	49

4.4.4. Auswertung - Phthalsäuredimethylester	50
4.4.5. Auswertung - Phthalsäurediethylester	50
4.5. Kombinationstest	50
5. Zusammenfassung und Empfehlungen	53
6. Literaturverzeichnis	56

Anlagen

Anlage 1	Keimungstests
Anlage 1a	Frischmasseerträge der Pflanzen
Anlage 2	Regenwurmtests
Anlage 3	Dehydrogenaseaktivitäten
Anlage 4	Kombinationstest

Verzeichnis der Tabellen und Abbildungen

Tabellen

Tabelle 1:	Phthalimid - Salat
Tabelle 2:	Phthalimid - Rettich
Tabelle 3:	Phthalimid - Hirse
Tabelle 4:	2-Naphthol - Salat
Tabelle 5:	2-Naphthol - Rettich
Tabelle 6:	2-Naphthol - Hirse
Tabelle 7:	Aluminiumnitrat - Salat
Tabelle 8:	Aluminiumnitrat - Rettich
Tabelle 9:	Aluminiumnitrat - Hirse
Tabelle 10:	Phthalsäuredimethylester - Salat
Tabelle 11:	Phthalsäuredimethylester - Rettich
Tabelle 12:	Phthalsäuredimethylester - Hirse
Tabelle 13:	Phthalsäurediethylester - Salat
Tabelle 14:	Phthalsäurediethylester - Rettich
Tabelle 15:	Phthalsäurediethylester - Hirse

Anhang 1

Tabelle 1.01:	Keimzahlen und Keimraten in Kunsterde mit Phthalimid
Tabelle 1.02:	Keimzahlen und Keimraten in Kunsterde mit 2-Naphthol
Tabelle 1.03:	Keimzahlen und Keimraten in Kunsterde mit Aluminiumnitrat
Tabelle 1.04:	Keimzahlen und Keimraten in Kunsterde mit PDME
Tabelle 1.05:	Keimzahlen und Keimraten in Kunsterde mit PDEE
Tabelle 1.06:	Keimzahlen und Keimraten in Speyererde 2.3 mit Phthalimid
Tabelle 1.07:	Keimzahlen und Keimraten in Speyererde 2.3 mit 2-Naphthol
Tabelle 1.08:	Keimzahlen und Keimraten in Speyererde 2.3 mit Aluminiumnitrat
Tabelle 1.09:	Keimzahlen und Keimraten in Speyererde 2.3 mit PDME
Tabelle 1.10:	Keimzahlen und Keimraten in Speyererde 2.3 mit PDEE
Tabelle 1.11:	Keimzahlen und Keimraten in Rasenerde mit Phthalimid
Tabelle 1.12:	Keimzahlen und Keimraten in Rasenerde mit 2-Naphthol
Tabelle 1.13:	Keimzahlen und Keimraten in Rasenerde mit Aluminiumnitrat
Tabelle 1.14:	Keimzahlen und Keimraten in Rasenerde mit PDME
Tabelle 1.15:	Keimzahlen und Keimraten in Rasenerde mit PDEE
Tabelle 1.16:	Keimzahlen und Keimraten in verschiedenen Erden mit Phthalimid
Tabelle 1.17:	Keimzahlen und Keimraten in verschiedenen Erden mit 2-Naphthol
Tabelle 1.18:	Keimzahlen und Keimraten in verschiedenen Erden mit Aluminiumnitrat
Tabelle 1.19:	Keimzahlen und Keimraten in verschiedenen Erden mit PDME
Tabelle 1.20:	Keimzahlen und Keimraten in verschiedenen Erden mit PDEE

Anlage 1a

Tabelle 1.21:	Frischmassen Substrat Kunsterde - Salat
Tabelle 1.22:	Frischmassen Substrat Kunsterde - Rettich
Tabelle 1.23:	Frischmassen Substrat Kunsterde - Hirse
Tabelle 1.24:	Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Salat
Tabelle 1.25:	Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Rettich

Tabelle 1.26: Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Hirse

Tabelle 1.27: Frischmassen Substrat Rasenerde - Salat

Tabelle 1.28: Frischmassen Substrat Rasenerde - Rettich

Tabelle 1.29: Frischmassen Substrat Rasenerde - Hirse

Anlage 2

Tabelle 2.01: Regenwurmtest Substrat 1 - Kunsterde

Tabelle 2.02: Regenwurmtest Substrat 2 - Speyererde 2.2

Tabelle 2.03: Regenwurmtest Substrat 3 - Rasenerde

Tabelle 2.04: Regenwurmtest Substrat 4 - Boden Fasanenkippe

Tabelle 2.05: Regenwurmtest - Kontakttest

Anlage 3

Tabelle 3.01: Dehydrogenaseaktivität in verschiedenen Böden

Tabelle 3.02: Dehydrogenaseaktivitätsvergleich

Anlage 4

Tabelle 4.01: Auswertung Kombinationstest

Abbildungen

Anlage 1

Abbildung 1.01: Keimzahlen in Kunsterde mit Phthalimid

Abbildung 1.02: Keimraten in Kunsterde mit Phthalimid

Abbildung 1.03: Keimzahlen in Kunsterde mit 2-Naphthol

Abbildung 1.04: Keimraten in Kunsterde mit 2-Naphthol

Abbildung 1.05: Keimzahlen in Kunsterde mit Aluminiumnitrat

Abbildung 1.06: Keimraten in Kunsterde mit Aluminiumnitrat

Abbildung 1.07: Keimzahlen in Kunsterde mit PDME

Abbildung 1.08: Keimraten in Kunsterde mit PDME

Abbildung 1.09: Keimzahlen in Kunsterde mit PDEE

Abbildung 1.10: Keimraten in Kunsterde mit PDEE

Abbildung 1.11: Keimzahlen in Speyererde 2.3 mit Phthalimid

Abbildung 1.12: Keimraten in Speyererde 2.3 mit Phthalimid

Abbildung 1.13: Keimzahlen in Speyererde 2.3 mit 2-Naphthol

Abbildung 1.14: Keimraten in Speyererde 2.3 mit 2-Naphthol

Abbildung 1.15: Keimzahlen in Speyererde 2.3 mit Aluminiumnitrat

Abbildung 1.16: Keimraten in Speyererde 2.3 mit Aluminiumnitrat

Abbildung 1.17: Keimzahlen in Speyererde 2.3 mit PDME

Abbildung 1.18: Keimraten in Speyererde 2.3 mit PDME

Abbildung 1.19: Keimzahlen in Speyererde 2.3 mit PDEE

Abbildung 1.20: Keimraten in Speyererde 2.3 mit PDEE

Abbildung 1.21: Keimzahlen in Rasenerde mit Phthalimid

Abbildung 1.22: Keimraten in Rasenerde mit Phthalimid

Abbildung 1.23: Keimzahlen in Rasenerde mit 2-Naphthol

Abbildung 1.24: Keimraten in Rasenerde mit 2-Naphthol

Abbildung 1.25: Keimzahlen in Rasenerde mit Aluminiumnitrat

Abbildung 1.26:	Keimraten in Rasenerde mit Aluminiumnitrat
Abbildung 1.27:	Keimzahlen in Rasenerde mit PDME
Abbildung 1.28:	Keimraten in Rasenerde mit PDME
Abbildung 1.29:	Keimzahlen in Rasenerde mit PDEE
Abbildung 1.30:	Keimraten in Rasenerde mit PDEE
Abbildung 1.31:	Keimraten in verschiedenen Erden mit Phthalimid
Abbildung 1.32:	Keimraten in verschiedenen Erden mit 2-Naphthol
Abbildung 1.33:	Keimraten in verschiedenen Erden mit Aluminiumnitrat
Abbildung 1.34:	Keimraten in verschiedenen Erden mit PDME
Abbildung 1.35:	Keimraten in verschiedenen Erden mit PDEE

Anlage 1a

Abbildung 1.36:	Frischmassen Substrat Kunsterde - Salat
Abbildung 1.37:	Frischmassen Substrat Kunsterde - Rettich
Abbildung 1.38:	Frischmassen Substrat Kunsterde - Hirse
Abbildung 1.39:	Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Salat
Abbildung 1.40:	Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Rettich
Abbildung 1.41:	Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Hirse
Abbildung 1.42:	Frischmassen Substrat Rasenerde - Salat
Abbildung 1.43:	Frischmassen Substrat Rasenerde - Rettich
Abbildung 1.44:	Frischmassen Substrat Rasenerde - Hirse

Anlage 2

Abbildung 2.01:	Regenwurmtest Substrat 1 - Kunsterde
Abbildung 2.02:	Regenwurmtest Substrat 2 - Speyererde 2.2
Abbildung 2.03:	Regenwurmtest Substrat 3 - Rasenerde
Abbildung 2.04:	Regenwurmtest Substrat 4 - Boden-Fasanenkippe
Abbildung 2.05:	Regenwurmtest Kontakttest

Anlage 3

Abbildung 3.01:	Dehydrogenaseaktivität in verschiedenen Böden
Abbildung 3.02:	Dehydrogenaseaktivitätsvergleich

Anlage 4

Abbildung 4.01:	Kombinationstest Frischmasseertrag
Abbildung 4.02:	Kombinationstest Dehydrogenaseaktivität
Abbildung 4.03:	Kombinationstest Regenwurmmortalität

0. Einleitung

Die immer stärkere Beeinträchtigung der natürlichen Bodenfunktionen, z. B. durch Inanspruchnahme (und damit Versiegelung) als Baugrund für Verkehrs-, Wege-, Industrie-, Gesellschafts- und Wohnungsbau, aber auch durch übermäßige und nicht fachgerechte landwirtschaftliche Nutzung (u. a. Überdüngung, Eintrag von Bioziden, Bodenverdichtung und -erosion) führte zu der Notwendigkeit, diese Funktionen stärker als bisher zu schützen. Dem wurde mit dem Inkraftsetzen des Bundes Bodenschutzgesetzes (BBodSchG) Rechnung getragen. Sein Hauptanliegen ist, die Böden vor schädlichen Veränderungen zu schützen sowie die Besorgnis nachteiliger Einwirkungen auf die Böden abzuwenden. Schutz der Böden bedeutet, nicht nur ihre Nutzungsfunktionen in ihrer Leistungsfähigkeit zu erhalten oder wiederherzustellen, sondern sie auch vorsorgend zu schützen.

Der Bodenschutz beschränkt sich dabei auf anthropozentrische Ansätze, wobei weitgehend Konsens besteht, daß ein vorsorgender Bodenschutz auch Schutz der komplexen Bodenökosysteme bedeutet. Die Umsetzung dieses Schutzzieles in der Praxis macht die Bewertung von Beeinträchtigungen, z. B. durch Schadstoffeinwirkungen erforderlich. Dies ist nur durch bodenbiologische bzw. ökotoxikologische Untersuchungen möglich, da nur anhand biologischer Methoden Stoffwirkungen erfaßt werden können. Sie sind als ganz wesentliche Ergänzung zur chemisch-stofflichen Bodencharakterisierung anzusehen. Voraussetzung für eine ökotoxikologische Ableitung ist eine Standardisierung und eine erhöhte Akzeptanz bodenbiologischer Stoffe.

Das nur langfristig zu erreichende Ziel einer zuverlässigen Bodenbewertung wird dabei durch eine Kombination stoff- und bodenbezogener Bewertungskriterien bzw. durch die Entwicklung und Etablierung neuer Biotestsysteme (z. B. ökotoxikologische Testbatterien, u. U. mit Testorganismen unterschiedlicher trophischer Funktion: Pilz/Pflanze) erreicht werden. Dabei sind gegenwärtig für den Aspekt einer auf anthropogene Belastung ausgerichtete Beurteilung unterschiedliche Untersuchungskonzeptionen für die stoff- und bodenbezogene Informationserarbeitung notwendig.

Für die Beurteilung des natürlichen oder eines anthropogen belasteten Bodenzustandes ist es unentbehrlich, ökologisch bedeutende Bodenkennwerte zu definieren. Als ein erster Schritt dazu müssen einschlägige biologisch-biochemische Methoden erprobt, evaluiert und validiert werden. In Fachkreisen besteht Übereinstimmung darüber, daß zur Bewertung der Bodenqualität (z. B. auch für die Beurteilung sog. altlastenverdächtiger Flächen, ihrer evtl. Neubewertung und möglichen wirtschaftlichen Nutzung bzw. bei der Bewertung sanierter (gereinigter) Böden mit Aussagen ihrer Eignung für geplante Nutzungen), bodenbiologische Methoden unerläßlich sind und nicht durch die in der Praxis bereits etablierten aquatischen Biotests ersetzt werden können.

Bei der Einstufung wassergefährdender Stoffe in Wassergefährdungsklassen (WGK) wurden Boden Aspekte nur insoweit berücksichtigt, als eine hohe Mobilität eines Stoffes im Hinblick auf die Passage ins Grundwasser mit einem Malus (Einstufung in eine höhere WGK möglich) bewertet werden kann. Eine gesonderte Betrachtung der Toxizität im Boden (terrestrische Ökotoxizität) erfolgt nicht. Falls Erkenntnisse über Stoffe vorliegen, deren Eintrag auch die Bodenfunktionen nachteilig verändern, so sind diese Erkenntnisse bei einer Ergänzung des WHG zu

berücksichtigen, falls dies durch die bisherige WGK-Einstufung nicht ausreichend erfaßt wird. Dies wirft die Frage auf, ob die bis jetzt abgeschlossene Einstufung wassergefährdender Stoffe so erfolgte, daß nachteilige Bodenveränderungen nicht zu erwarten sind.

Für besonders toxische Stoffe wie z. B. einige Schwermetalle und ihre Verbindungen, viele aromatische und halogenierte Kohlenwasserstoffe etc. gibt es seit langem für eine Gefährdungsabschätzung und für Sanierungsziele entsprechende Richtwerte, die zum großen Teil länderspezifisch festgelegt wurden (z. B. Hollandliste, Hamburger-Liste). Vergleicht man diese Listen mit den untersuchten Stoffen des Wasserhaushaltsgesetzes (Wassergefährdungsklassen), so ist der größte Teil der häufigen Chemikalien durch diese Richtlinien nicht erfaßt. Eine Übertragung der Ergebnisse auf den Boden ist auf Grund der Komplexität nur bedingt möglich, so daß für die Beurteilung der Bodengefährdung vieler wichtiger Chemikalien noch große Lücken bestehen.

Im Ergebnis des Vorhabens „Untersuchung der in Wassergefährdungsklassen 0 und 1 eingestuften Stoffe hinsichtlich ihrer Bodengefährdung“ (UBA-Forschungsbericht 20701035, Januar 1998) wurde festgestellt, daß integrierende Methoden, die die Auswirkungen von Chemikalien auf die Summe der Bodenfunktionen ausreichend beschreiben, bisher nicht zur Verfügung stehen.

Ziel dieses FuE-Vorhabens war, die Entwicklung einer Methode zur Bewertung der terrestrischen Ökotoxizität durch möglichst optimale Kombination biologischer Testverfahren, die Definition der Rahmenbedingungen für diese Tests sowie die Erprobung, Evaluierung und Validierung der Kombinationsmethode an ausgewählten Substanzen. Die Ergebnisse sollten in einem R-Satz „Bodengefährdung“ des WGK-Einstufungsschemas auf der Basis der R-Sätze des Gefahrstoffrechts (GefStoffV) münden und in einer entsprechenden Datenzusammenstellung niedergelegt werden.

1. Auswahl der Testverfahren

Für die Beurteilung des natürlichen oder eines anthropogen belasteten Bodenzustandes ist es unentbehrlich, ökologisch bedeutende Bodenkennwerte zu definieren. Als ein Schritt in dieser Richtung müssen einschlägige biologisch-biochemische Methoden erprobt und evaluiert werden. Dies ist notwendig, um den für die Erhaltung des ökosystemaren Gleichgewichts notwendigen Zustand biologischer Bodenfunktionen und seine evtl. Veränderungen anzuzeigen bzw. um schädliche Veränderungen ökologisch bedeutender Bodenfunktionen abwehren zu können.

Biologische Testverfahren integrieren die Effekte aller bioverfügbaren Schadstoffe. Sie eignen sich deshalb besonders, das von Böden und Bodenmaterialien ausgehende Gefahrenpotential für verschiedene Biozönosen anzuzeigen. Durch Auswahl differenzierter Testverfahren ist es möglich, Entscheidungshilfen für die Wiederverwendung von sanierten Böden zu erhalten.

In den letzten Jahren wurden einige Testmethoden zur biologisch/ökotoxikologischen Bewertung von Böden vorgeschlagen. Fast alle Verfahren wurden für die Chemikalienprüfung bzw. die Untersuchung von Wasser und Abwasser entwickelt. Ihre Verwendbarkeit bei der ökotoxikologischen Begutachtung von

Bodenmaterialien bzw. kontaminierten Böden bedarf deshalb einer eingehenden Prüfung. Großer Forschungsbedarf besteht nach wie vor bei der Bewertung von Untersuchungsergebnissen für Testverfahren, bei denen eine unkontaminierte Kontrolle mitgeführt werden muß. Zu diesen Verfahren zählen alle standardisierten bodenmikrobiologischen und bodenzoologischen Testverfahren. In vielen Fällen ist es nicht möglich, unbelastete „Kontrollböden“ mit gleichen bodenchemischen und -physikalischen Eigenschaften zu finden. Deshalb müssen alternative Bewertungsstrategien entwickelt werden.

Geeignete Testverfahren müssen die Schädigung der jeweiligen Organismengruppe bzw. Bodenfunktion mit hinreichend hoher Empfindlichkeit und Genauigkeit anzeigen, reproduzierbare Ergebnisse liefern sowie kostengünstig und anwenderfreundlich sein. Verfahren, die diese Anforderungen erfüllen, können in einer „ökotoxikologischen Testbatterie“ zusammengefaßt werden. Der Einsatz dieser Testbatterien erfolgt z. B. bei einer Erstbewertung kontaminierter Böden aber auch zur orientierenden Verlaufs- und Erfolgskontrolle bei Bodensanierungen.

Zur Beurteilung der Filter- und Pufferfunktion des Bodens hinsichtlich Mobilität, Geoakkumulation und Säurepuffer liegen bereits ausreichende und erprobte Testmethoden vor. Gleiches gilt für die Erfassung der Stoffumwandlungsfunktion mit abiotischem und biotischem Abbau/Metabolismus.

Zur Erfassung des Substanzeinflusses auf die Produktionsfunktion des Bodens liegen aus der land- und forstwirtschaftlichen Forschung und Praxis Erfahrungen vor. Als standardisierter Labortest steht nur der Keimungs- und Wachstumstest mit höheren Pflanzen zur Verfügung. Dieser „Grundtest“ gibt jedoch keine Aussagen im Hinblick auf die Produktionsfunktion und muß durch weitere nutzungsbezogene „Pflanzentests“ sowohl unter kontrollierten Bedingungen als auch in Pilotversuchen im Freiland ergänzt werden.

Betrachtet man die Lebensraumfunktion des Bodens, so bieten sich für die Prüfung des Rückhaltevermögens „aquatische“ Tests mit Algen, Daphnien, Leuchtbakterien u. a. an; bei dem Aspekt „Lebensraum für Mikroorganismen“ sind Biomassebestimmung, Basalatmung/substratinduzierte Atmung, Dehydrogenaseaktivität, N-Mineralisierung u. a. als Kriterien möglich. Bei der Betrachtung „Lebensraum für Bodentiere“ stehen z. B. der Regenwurm-, Protozoen-, Enchytraen- und Collembolentest zur Verfügung. Für Untersuchungen zum Aspekt „Boden als Lebensraum für Pflanzen“ bieten sich akuter und chronischer Pflanzenwachstumshemmtest, z. B. mit Hafer, Kresse oder Rübe an.

Stoffbezogene Wirkungsuntersuchungen basieren auf dem Vergleich eines definiert belasteten „Testsystems“ und einer Kontrolle. Eine bodenbezogene Bewertung stellt die Anforderung, ohne Kontrollsystem auszukommen. Es gilt also, die wesentlichen Bodenfunktionen durch geeignete Testmethoden zu erfassen sowie typische Wertebereiche für die Befunde bei unbelasteten Böden vorzuschlagen. Grundlage einer Strategie bildet das Aufstellen von repräsentativen Szenarien. Diese Szenarien basieren auf typischen Bodentypen, Bodennutzungen und Standorten einschließlich des dort vorherrschenden Klimas sowie standortgegebene geogene Grundbelastungen und zusätzliche anthropogene Belastungen. Ein typisches Szenarium beinhaltet somit einen ausgewählten Boden einschließlich der dazugehörigen Standortfaktoren und der spezifischen Nutzung (z. B. Ackerboden). Je nach Bodennutzung, Standort und Belastung müssen die Bodenfunktionen

jeweils spezifisch innerhalb eines definierten Szenariums hinsichtlich ihrer Bedeutung eingeordnet werden (zit. nach Kördel und Mitarb., 1995, vgl. auch Debus und Mitarb., 1994).

Um fundierte Aussagen über die terrestrische Ökotoxizität von Schadstoffen treffen zu können, ist es notwendig, ein System von Parametern zu entwickeln bzw. zu formulieren, das geeignet ist, den für die Erhaltung des ökosystemaren Gleichgewichts notwendigen Zustand biologischer Bodenfunktionen und seine Veränderungen anzuzeigen. In Übereinstimmung mit anderen Autoren halten wir bodenbiologische Methoden zur Bewertung der Bodenqualität für unverzichtbar. Da es bisher keine validierten und in der Praxis etablierten Testsysteme gibt, um die bodenbiologischen/ ökotoxikologischen Bewertungen auf eine breite Basis zu stellen, halten wir gegenwärtig für die 1. Stufe eine Kombination folgender Wirkungstests für erforderlich und ausreichend:

- Dehydrogenaseaktivität E DIN 19733- 1 + 2 1997-05
- Regenwurm (akut), OECD No. 207, 1984, DIN ISO 11268-1, 1997-04
- Pflanzentest DIN ISO 11269-1, E DIN ISO 11269-2 1994-08; OECD No. 208, 1984

Die Tests decken die wichtigsten funktionellen und taxonomischen Gruppen ab und sollten unter Einbeziehung von abiotischen Bodenparametern wie pH, Feuchtegrad, Temperatur, Kationenaustauschkapazität und Kernnährstoffgehalt durchgeführt werden.

Die o. g. Auswahl der Tests erfolgte aufgrund eigener langjähriger Erfahrungen und orientierte sich auch an den von Römbke und Mitarb. (1996) u. a. Autoren publizierten Arbeiten. Kriterien sind u. a.:

- Praktikabilität
- Standardisierbarkeit/Vereinheitlichung
- Anzahl und Sensitivität der Meßparameter
- Statistische Basis
- Reproduzierbarkeit/Replizierbarkeit
- Ersetzbarkeit und Übertragbarkeit
- Dokumentation/Erfahrungen

Ein ganz wesentliches Kriterium ist auch

- Aufwand/Zeitbedarf/Kosten/technische und personelle Möglichkeiten:

Wie hoch ist der gesamte Zeitaufwand bzw. die Gesamtkosten für den Test unter der Annahme, daß die Durchführungsmöglichkeiten gegeben sind? Sind die benötigten Testbestandteile (z. B. Testorganismen oder Böden) leicht verfügbar?

Unter den Mikroflora-Tests ist die Prüfung der Dehydrogenaseaktivität im Boden eindeutig und aus vielerlei Gründen für die Ermittlung des Einflusses von Chemikalien auf die Bodenmikroflora geeignet. Der Test kann als ausreichend standardisiert angesehen werden. Die Bedeutung der Lumbriciden und dabei insbesondere der Regenwürmer für wichtige Bodenfunktionen ist gut dokumentiert.

Durch ihre Tätigkeit werden wichtige biologische und physiko-chemische Bodeneigenschaften, wie die mikrobielle Aktivität, das Pflanzenwachstum, die Porosität und die Infiltrationsleistung sowie die Wasserhaltekapazität beeinflusst. Regenwürmer kommen durch ihre Lebensweise mit Schadstoffen im Boden direkt in Kontakt, so daß bei einer Schädigung dieser Organismen auch eine negative Wirkung auf andere Bodenorganismen anzunehmen ist (UBA, 1985).

Höhere Pflanzen stellen wertvolle Biotestorganismen dar, nicht zuletzt aufgrund einiger besonderer Eigenschaften. Als Primärproduzenten spielen sie eine bedeutende Rolle im Ökosystem und sind ein wichtiges Glied in der Nahrungskette. Als Eukaryonten mit hoher Komplexität und der Fähigkeit zur Photosynthese bieten sie die Möglichkeit, in speziellen Testverfahren verschiedene Wirkungsmechanismen und Wirkorte zu untersuchen. Diese Eigenschaften höherer Pflanzen als Testorganismen erlauben eine an verschiedenste Fragestellungen angepaßte Testdurchführung.

Neben der Erfassung von kurz- und mittelfristigen Wirkungen können höhere Pflanzen in Langzeitversuchen auch chronische Belastungen dokumentieren. Bei unserer Entscheidung für die Einbeziehung von Pflanzentest ließen wir uns auch von den Begründungen und Argumenten in den beiden oben zitierten Arbeiten von Römbke und Mitarb. leiten.

Für die folgenden bisher in die WGK 0 und 1 eingestuften Substanzen hielten wir ihre Überprüfung in den von uns ausgewählten, bestehenden Standardtests für sinnvoll, um den Aspekt Bodengefährdung innerhalb des WGK-Systems in Zukunft besser berücksichtigen zu können.

2. Auswahl und Charakterisierung der Testchemikalien

Die Auswirkung von Chemikalien auf den Boden können sehr vielfältig sein. Neben reinen bodenphysikalischen Veränderungen wie Verdichtung und Verschlammung, die negative Auswirkungen auf den Wasser- und Lufthaushalt des Bodens und damit auch auf die Filterleistung des Bodens haben können, treten bei einigen Chemikaliengruppen starke physiko-chemische Änderungen des Ökosystems Boden auf. So können z.B. anorganische Säurebildner und einige Organika zu Versauerung und Eutrophierung des Bodens führen.

Die Erschöpfung der Pufferkapazität führt zu einer erhöhten Mobilität kationischer Schadstoffe (z.B. Schwermetalle). Daraus folgt eine zunehmende Pflanzenverfügbarkeit und damit auch eine Anreicherung der Schwermetalle in der Pflanze, so daß diese Schadstoffe dann letztendlich in die Nahrungskette gelangen können. Auch eine Austragung in das Grundwasser mit entsprechenden Folgen für die angrenzenden Ökosysteme ist durch eine Mobilisierung möglich.

Die Anreicherung von Chemikalien, sei es eine Nährstoffanreicherung oder eine Schadstoffanreicherung, führt zu einer Verschiebung des Artenspektrums der Biozönose im Boden. Dies kann eine Reduktion der Artenvielfalt und letztlich auch die Umstrukturierung der ganzen Biozönose zur Folge haben.

Für die Untersuchungen wurden 5 Chemikalien ausgewählt, die in der Industrie großtonnagig eingesetzt werden.

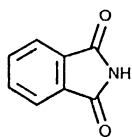
Phthalimid (Phthalsäureimid)

Phthalimid wird hauptsächlich zur Synthese von Anthranilsäure und zur Herstellung des Phthalimidkaliums verwendet. Dieses wird wiederum für die Darstellung von primären Aminen nach der Gabrielsynthese eingesetzt.

Allgemeine Charakterisierung

Summenformel: $C_8H_5NO_2$
CAS-Nr.: [85-41-6]
Molmasse: 147,13 g/mol

Strukturformel:



Eigenschaften: weiße, fein kristalline Substanz

Löslichkeiten: in Wasser: 0,4 g/l (25 °C)
löslich in Eisessig, Alkalilaugen

Schmelzbereich: 231-234 °C

Siedepunkt: 366 °C

Dampfdruck:

Zündtemperatur: 500 °C

Hersteller: Merck KGaA

Gehalt (acidimetrisch): min. 99 %

WGK: 1

Kennnummer (WGK) 722

R- und S-Sätze: R: 20/21/22-36/37/38-40 S: 26-27-36/37/39 (Aldrich)

Giftklasse (CH): 3

RTECS: TI3920000

Toxikologische Daten

Säugetiertoxizität:

LD: > 500 mg/kg (Ratte, ipr.)

LD₅₀ : 5 gm/kg (Maus, oral)
LD₅₀: 1175 mg/kg (Maus, ipr.)

Ökotoxikologische Daten

Für Phthalimid liegen nur wenige Daten zur terrestrischen Ökotoxikologie vor. Diese wurden nur an Pflanzen erhalten, die jedoch nicht in Erden kultiviert wurden.

So wurden von El-Sebae et al. Keimlinge von Weizen (*Triticum sativum*) und Baumwolle (*Gossypium barbadense*) in mit Phthalimid gemischte Agar-Flüssigkulturen weiterkultiviert. Als Kriterium wurde die Wurzellänge verwendet.

Für *Triticum sativum* wurde ein ED₅₀ - Wert von 66,2 mg/l und für *Gossypium barbadense* ein ED₅₀ - Wert von 4,7 mg/l bestimmt.

Die Keimungsinhibierung von Salat (*Lactuca sativa* 'Great Lake') wurde auf phthalimidhaltige Agarplatten untersucht (Reynolds et al.). Eine 50%ige Keiminhibierung konnte bei einer Konzentration von $33,8 \pm 14,7$ mg/l festgestellt werden.

Schon diese wenigen Ergebnisse zeigen, daß die einzelnen Pflanzenarten sehr unterschiedlich auf Phthalimid reagieren.

Ergebnisse zu Bodenmikroorganismen und terrestrischen Bodentieren liegen nicht vor.

2-Naphthol

2-Naphthol hat große Bedeutung als Farbkuppler für die Synthese von Azofarbstoffen, als Ausgangsprodukt für die Herstellung von Pestiziden und auch als Konservierungsmittel.

Allgemeine Charakterisierung

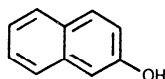
2-Hydroxynaphthalin, β -Naphthol

Summenformel: C₁₀H₈O

CAS-Nr.: [135-19-3]

Molmasse: 144,17 g/mol

Strukturformel:



Löslichkeiten: leicht löslich in Benzen, Alkohol, unlöslich in Wasser

Eigenschaften: farblose, rautenförmige Kristalle, beim Sublimieren bilden sich Plättchen, leicht phenolischer Geruch

Schmelzbereich: 121-123 °C

Siedepunkt:	285 °C
Dampfdruck:	1 hPa bei 50 °C
Hersteller:	Merck KGaA
Gehalt (GC):	min. 99 %
	Chlorid: max. 0,005 %
	Sulfatasche: max. 0,05 %
	Schwermetalle (als Pb): max. 0,001 %
	Eisen: max. 0,001 %
	Naphthalin (GC): max. 0,1 %
	1-Naphthol (GC): max. 0,2 %
	Wasser: max. 0,2 %
Identität:	entspricht IR-Spektrum
WGK:	2
Kennummer(WGK):	1263
R- und S-Sätze:	R:20/22 S: 24/25 (Merck, Aldrich)
Giftklasse (CH):	2
RTECS:	QL2975000

Toxikologische Daten

Säugetiertoxizität:

LD₅₀: 1960 mg/kg (Ratte, oral)
LC₅₀: > 770 mg/m³/h (Ratte, inhalativ)
LDLo: 2940 mg/kg (Ratte, scu.)

LDLo: 100 mg/kg (Maus, oral)
LD₅₀: 97 500 mg/kg (Maus, ipr.)
LDLo: 100 mg/kg (Maus, scu.)

LDLo: 100 mg/kg (Katze, oral)

LDLo: 3800 mg/kg (Kaninchen, oral)
LDLo: 3800 mg/kg (Kaninchen, unr.)

LD₅₀: 1335 mg/kg (Meerschweinchen, oral)
LDLo: 2670 mg/kg (Meerschweinchen, scu.)

Ökotoxikologische Daten

Für 2-Naphthol liegt nur wenig Datenmaterial vor. Die Dehydrogenaseaktivität von *Bacillus cereus* in einem aufgeschlämmten Boden (Wasser:Boden, 4:1) wurde von Gunkel et al. bestimmt. Als Testboden wurde eine Parabraunerde mit 12 % Ton, 15 % Schluff, 78 % Sand und 0,1 % organischem Kohlenstoff verwendet. Eine 10 % ige Hemmung der Dehydrogenaseaktivität konnte bei einer Konzentration von 100mg/kg festgestellt werden. Diese Hemmung stieg bei einer Konzentration von 500 mg/kg auf 60 % an.

Mit Pflanzen sind lediglich Keimungsuntersuchungen mit Salat (*Lactuca sativa*) von Reynolds et al. bekannt. Nach drei Tagen wurde die Keimung auf Agarplatten mit 2-Naphthol untersucht. Eine 50 %ige Keiminhibierung konnte bei einer Konzentration von $28,8 \pm 7,2$ mg/l festgestellt werden.

Aluminiumnitrat-Nonahydrat

Der Anwendungsbereich von Aluminiumnitrat beschränkt sich auf die Verwendung in der Zeugfärberei. Dort wird es als Beize eingesetzt.

Allgemeine Charakterisierung

Aluminium (III) nitrate, nonahydrate

Formel: $\text{Al}(\text{NO}_3)_3 \times 9 \text{H}_2\text{O}$

CAS-Nr.: [7784-27-2]

Molmasse: 375,13 g/mol

Löslichkeiten : in Wasser 419 g/l (20 °C), leicht löslich in Aceton und Alkohol

Eigenschaften: farblose Kristalle, hygroskopisch, brandfördernd, reizend

Schmelzpunkt: 73,5 °C

Zersetzungspunkt: 150 °C

pH-Wert: 2-4 (5 % in Wasser)

Hersteller: Merck KGaA

Gehalt (komplexometrisch): min. 98,5 %

Chlorid:	max. 0,001 %
Sulfat:	max. 0,005 %
Schwermetalle (als Pb):	max. 0,001 %
Eisen:	max. 0,002 %
Kalium:	max. 0,002 %

	Ammonium:	max. 0,02 %
	Natrium:	max. 0,005 %
WGK:	1	
R- und S-Sätze:	R:8-36/38 (Merck) R: 8-41 S: 17-26-27-36/37/39 (Aldrich)	
Giftklasse (CH):	4	
RTECS:	BD1050000	

Toxikologische Daten

Säugetiertytoxizität:

LD₅₀: 3671 mg/kg(Ratte, oral)

LD₅₀: 901 mg/kg (Ratte, ipr.)

LD₅₀: 3980 mg/kg (Maus, oral)

LD₅₀: 1587 mg/kg (Maus, ipr.)

Ökotoxikologische Daten

keine bekannt

Phthalsäuredimethylester

Dimethylphthalat wird als Lösungsmittel, Fixateur in der Parfümerie und als Weichmacher von Kautschuk und anderen Plastikmassen verwendet. Weiterhin gelatiniert Dimethylphthalat Nitrocellulose. Da Phthalate als Weichmacher verwendet werden, kann man in der Umwelt fast überall Dimethylphthalat nachweisen.

Allgemeine Charakterisierung

Dimethylphthalat, Phthalic acid methyl ester

Summenformel: C₁₀H₁₀O₄

CAS-Nr.: [131-11-3]

Molmasse: 194,19 g/mol

Dichte: 1,188-1,190 (20°C/4°C)

Brechungsindex: 1,5137 (25 °C)

Löslichkeit in Wasser: 2,4 g/l (20 °C)

Schmelzpunkt:	5 °C
Siedepunkt:	82 °C
Dampfdruck:	1,3 hPa bei 100 °C
Zündtemperatur:	556 °C
Kritische Temperatur:	487,2 °C
Flammpunkt:	146 °C
Löslichkeit:	Löslich in den meisten organischen Lösungsmitteln
Octanol / Wasser-Verteilungskoeffizient (logPow):	1,56
Henry-Konstante (K ^{°H}):	298,15 K(mol/kg bar)
Wassergefährdungsklasse:	1
Kennummer:	205
R- und S-Sätze:	S: 24/25 (Merck) R: 20/21/22-36/37/38-40 S: 23-38-26-37/39 (Aldrich)
Giftklasse (CH):	4
RTECS-Nr.:	TI 1575000
Eigenschaften:	gesundheitsschädlich

Spezifikation der verwendeten Chemikalie:

Hersteller: Merck KGaA

Gehalt (GC): min. 99 %

Toxikologische Daten**Krebsrisiko:**

Es gibt keine Informationen und Hinweise über kanzerogene Effekte bei Menschen. Die EPA hat Dimethylphthalat in die Gruppe D (nicht klassifizierbar als human-kanzerogen) eingestuft.

Chronische Effekte:

Es gibt keine Informationen über chronische Langzeiteffekte beim Menschen. Tierstudien haben einen leichten Effekt auf das Wachstum und auf die Leber bei chronischer oraler Aufnahme von Dimethylphthalat ergeben. Der von der EPA kalkulierte RfD-Wert liegt für Dimethylphthalat bei 10 mg/kg/d.

Warmblütertoxizität

LD₅₀: 6900 mg/kg (Ratte, oral)
LD₅₀: 6800 mg/kg (Ratte, oral)
LD₅₀: > 4800 mg/kg (Ratte, skn.)
LD₅₀: 3375 mg/kg (Ratte, intraperitoneal)
LD₅₀: 9500 mg/kg (Ratte, unr.)

LD₅₀: 7200 mg/kg (Maus, oral)
LD₅₀: 6800 mg/kg (Maus, oral)
LD₅₀: 1580 mg/kg (Maus, intraperitoneal)
LD₅₀: 1380 mg/kg (Maus, ipr.)
LDLo: 6500 mg/kg (Maus, scu.)
LD₅₀: 6800 mg/kg (Maus, unr.)

LD₅₀: 4400 mg/kg (Kaninchen, oral)
LD₅₀: > 20 ml / kg (Kaninchen, skn.)

LDLo: 10000 mg/m³ (Katze, inhalativ)
LCLo: 9300 mg/m³/6,5 h (Katze, inhal.)

LD: > 1400 mg/kg (Hund, oral)

LD₅₀: 2400 µl/kg (Meerschweinchen, oral)
LD₅₀: > 10 ml/kg (Meerschweinchen, skn.)
LD₅₀: 4800 mg/kg (Meerschweinchen, unr.)
LD₅₀: 8500 µl/kg (Huhn, oral)

Ökotoxikologische Daten

Abbau im Boden durch Mikroorganismen (ECETOC-Working Group)

Kurzkettige Phthalate werden im Boden problemlos abgebaut. Die Mineralisierung langkettiger und verzweigter Substituenten erfolgt jedoch langsamer. Ein Abbau ist aerob sowie auch anaerob möglich. Dabei wird vom Diester zunächst eine Estergruppe abgespalten. Der so entstandene Monoester setzt sich dann zur Phthalsäure um. In den weiteren Schritten wird diese dann oxidiert. Je nach Bakterienkultur schließt sich dann eine Ringoxidation entweder über 2-Hydroxyphthalsäure oder über 4,5-Dihydroxyphthalsäure an. Das Endprodukt beider Wege ist die 3,4-Dihydroxy-benzoesäure. Die Ringspaltung kann als Ortho- oder als Meta-Spaltung erfolgen.

Abbauversuche im SCAS-Test mit Belebtschlamm ergab innerhalb von 24 Stunden ein Abbau des Dimethylphthalates von > 81 %. Im 'die-away'-Test, ebenfalls mit Belebtschlamm, wurde innerhalb eines Tages ein fast 90 %iger Abbau erreicht.

Abbauuntersuchungen im Gartenboden ergaben für Dimethylphthalat folgende Werte:

t $\frac{1}{2}$ aerob:	5,7 Tage
t $\frac{1}{2}$ anaerob:	23 Tage

Der anaerobe Abbau ist demnach stark verzögert, aber generell möglich.
Spezielle Ergebnisse zu Toxizitätsuntersuchungen mit Bodenmikroorganismen sind nicht bekannt.

Fischtoxizität

LC₅₀: > 120 mg/l (Cyprinodon variegatus, 24 h)
LC₅₀: 58 mg/l (Cyprinodon variegatus, 48-96 h)
LC₅₀: 37-69 mg/l (Lepomis macrochirus, 96 h)

Daphnientoxizität

NOEL: < 1,7 mg/l (Daphnia magna, 48 h, pH=8, statisch)
LC₅₀: 16-130 mg/l (Daphnia magna, 48 h, pH=8, statisch)
LC₅₀: 98-220 mg/l (Daphnia magna, 48 h, pH=8, statisch)

Wirkung auf Pflanzen (Capeletti et al.)

Dimethylphthalat wurde versuchsweise zur Bekämpfung von Unkräutern in Schlägen verschiedener Kulturpflanzen (Flachs, Sojabohne, Luzerne) eingesetzt. Dabei zeigte sich, daß die Unkräuter sehr empfindlich auf Dimethylphthalat reagieren. Eine Anwendungskonzentration von 10^{-3} mol (194,2 mg/l) inhibiert die Keimung zahlreicher Unkräuter, wobei die Kulturpflanzen keine phytotoxischen Reaktionen aufweisen.

Wirkung auf Regenwürmer

Neuhauser et al. untersuchten im Kontakttest und in einem Kunstboden die Toxizität von Dimethylphthalat auf Regenwürmer. Der Kunstboden bestand aus 69 % feinem Sand, 20 % Ton, 10 % Torf und 1 % Calciumcarbonat. Im Kontakttest wurde ein LC₅₀-Wert von 550 µg/cm² und im Bodentest ein LD₅₀-Wert von 3160 mg/kg angegeben. Daß die verschiedene Regenwurmspezies sehr unterschiedlich auf Dimethylphthalat reagieren, wies ebenfalls Neuhauser bei weiteren Untersuchungen nach. Für den Bodentest wurde ebenfalls eine künstliche Substratmischung mit der gleichen Zusammensetzung verwendet.

Folgende LC - und LD - Werte wurden angegeben:

Kontakttest (LC ₅₀):	Allolobophora tuberculata:	773 (376-1591) µg/cm ²
	Eisenia foetida:	550 (440-690) µg/cm ²
	Eudrilus eugeniae:	576 (436-760) µg/cm ²
	Perionyx excavatus:	400 (230-670) µg/cm ²
Bodentest (LD ₅₀):	Allolobophora tuberculata:	3335 (2124-5235) mg/kg
	Eisenia foetida:	3160 (2450-3820) mg/kg
	Eudrilus eugeniae:	2000 (1500-2800) mg/kg
	Perionyx excavatus:	1064 (581-1947) mg/kg

Am empfindlichsten auf Dimethylphthalat reagiert demnach *Perionyx excavatus*. Gegenüber *Eisenia foetida* ist die Toxizität dagegen weniger hoch.

Phthalsäurediethylester

Diethylphthalat wird in gleicher Weise wie Dimethylphthalat verwendet. Das Hauptanwendungsgebiet liegt in der Zumischung in Plastprodukten als Weichmacher, was zur Folge hat, daß Phthalsäurediethylester überall nachgewiesen werden kann.

Allgemeine Charakterisierung

Diethylphthalat

Summenformel:	$C_{12}H_{14}O_4$
CAS-Nr.:	[84-66-2]
Molmasse:	222,24 g/mol
Dichte:	1,117-1,119 (20°C/4°C)
Löslichkeit in Wasser:	nicht mischbar
Schmelzpunkt:	-3 °C
Siedepunkt:	296 °C
Flammpunkt:	160 °C
Kritische Temperatur:	489,2 °C
Dampfdruck:	182 °C (734 mm Hg)
Henry-Konstante:	0,011 Pa m ³ /mol
logPow:	1,40 - 2,82
Brechungsindex:	1,5022 (20 °C)
Wassergefährdungsklasse:	2
Kennummer:	174
R- und S-Sätze:	S: 24/25 (Merck) R: 20/21/22-36/37/38-40 S: 26-36-23 (Aldrich)
Giftklasse (CH):	4
RTEC:	TI1050000

Spezifikation der verwendeten Chemikalie

Hersteller: Merck KGaA

Gehalt (GC): min. 99 %

Toxikologische Daten:

Warmblütertoxizität:

LD₅₀ : 5058 mg/kg (Ratte, intraperitoneal)

LD₅₀ : 8600 mg/kg (Ratte, oral)

LD₅₀ : 9500 mg/kg (Ratte, unr.)

LD₅₀ : 2749 mg/kg (Maus, intraperitoneal)

LD₅₀ : 6172 mg/kg (Maus, orl.)

LD₅₀ : 8600 mg/kg (Maus, unr.)

LDLO: 1000 mg/kg (Kaninchen, oral)

LD₅₀ : 1 gm/kg (Kaninchen, oral)

LDLo : 100 mg/kg (Kaninchen, ivn.)

LD₅₀ : 8600 mg/kg (Meerschweinchen, oral)

LD₅₀ : 3 gm/kg (Meerschweinchen, scu.)

LD₅₀ : 3 gm/kg (Meerschweinchen, unr.)

Ökotoxizität:

Abbau

Nach Adaption ist Phthalsäurediethylester biologisch anaerob und aerob gut abbaubar. Im SCAS-Test war nach 3 Tagen ein 94,8 %iger Abbau zu verzeichnen. In Kläranlagen konnte ein Abbau von 81 % in 7 Tagen nachgewiesen werden. Im Boden erfolgte eine Elimination des DEP um 86 % innerhalb von 5 Tagen. Ein Drittel des Verlustes ist auf nicht-biologische Prozesse zurückzuführen.

Bakterientoxizität:

TLC (toxic Limiting Concentration):

TLC: > 400 mg/l (*Pseudomonas putida*)

TLC : 15 mg/l (*Microcystis aeruginosa*)

TLC: 19 mg/l (*Entosiphon sulcatum*)

TLC: 48 mg/l (*Uronema parduczi*)

TLC: 53 mg/l (*Chilomonas paramecium*)

EC₅₀ : 112-114 mg/l (Photobakterien, 5-30 min., Reduktion der Photoluminescens)

Algentoxizität

TLC: 10 mg/l (*Scenedesmus quadricauda*, 8 d, Inhibierung Zellteilung)

EC₅₀ : 35 - 62 mg/l (*Scenedesmus subspicatus*, 48 h, Inhibierung Zellteilung)

EC₅₀: 21 mg/l (Scenedesmus subspicatus, 96 h, Biomasseproduktion)
 EC₅₀: 85,6 - 90,3 mg/l (Scenedesmus capricornutum, 96 h, Inhibierung Zellteilung, Chlorophyll-A-Gehalt)
 EC₅₀: 85,0 mg/l (Skelettonema costatum, 8 d, Inhibierung Zellteilung)
 EC₅₀: 65,5 mg/l (Skelettonema costatum, 8 d, Chlorophyll-A-Gehalt)
 NOEC: < 39,4 mg/l (Skelettonema costatum)
 LC₅₀: 23,5 mg/l (Gymnodinium breve, 24 h, Inhibierung Wachstum)
 LC₅₀: 33,0 mg/l (Gymnodinium breve, 96 h, Inhibierung Wachstum)
 EC₅₀: 3,0 mg/l (Gymnodinium breve, 96 h, Inhibierung Wachstum)

Daphnientoxizität:

EC₀: 1,6 - 50 mg/l (Daphnia magna, 24 h, Schwimmfähigkeit)
 EC₅₀: 41 - 86 mg/l (Daphnia magna, 24 h, Schwimmfähigkeit)
 EC₅₀: 52 - 90 mg/l (Daphnia magna, 48 h)
 NOEC: 12,5 mg/l (Daphnia magna, 21 d, semi-statisch, Reproduktion)

Sonstige Werte zur aquatischen Toxizität:

LC₅₀: 74 mg/l (Nitocra spinipes, 96 h, statisch)
 LC₅₀: 25,5 mg/l (Mysidopsis bahia, 24 h, statisch)
 LC₅₀: 20,1 mg/l (Mysidopsis bahia, 48 h, statisch)
 LC₅₀: 7,59 - 18,3 mg/l (Mysidopsis bahia, 96 h, statisch)
 NOEC: 3,94 - 5,3 mg/l (Mysidopsis bahia, statisch)

 LC₅₀: 160 mg/l (Paratanytarsus parthenogenica, 24 h, statisch)
 LC₅₀: 140 mg/l (Paratanytarsus parthenogenica, 48 h, statisch)

Fischtoxizität:

LC₅₀: 53 - 61 mg/l (Leuciscus idus melanotus, 48 h)
 LC₀: 11 - 22 mg/l (Leuciscus idus melanotus, 48 h)

Terrestrische Ökotoxizität

Pflanzen (BUA-Stoffbericht)

Die Keimungsrate der Erbse (Pisum sativum) wird durch Phthalsäurediethylester inhibiert. Das Wachstum der Spinatsämlinge (Spinacia oleracea) und Erbsensämlinge (Pisum sativum) wird ebenfalls durch DEP reduziert. Die Blätter von Trifolium incarnatum und Nicotiana tabacum zeigen toxische Effekte bei Behandlung mit DEP, wogegen A sternblätter (Callistephus chinensis) solche Erscheinungen nicht aufweisen.

Regenwürmer (BAU-Stoffbericht)

Ein Kontakttest mit Eisenia fetida ergab einen LC₅₀ - Wert von 850 µg/cm² (48 h)

Weiter Ergebnisse und Untersuchungen zur terrestrischen Ökotoxizität sind nicht bekannt.

3. Charakterisierung der verwendeten Böden

Während beim Medium Wasser die möglichen Variationsbreiten der Eigenschaften relativ eng begrenzt sind, sieht das beim Boden anders aus. Infolge der sehr komplexen Struktur des Bodens gibt es schon auf relativ kleinen Flächen kaum Böden mit vollständig gleichen Eigenschaften. Dies erhöht die Schwierigkeit für Bodentests, Substrate mit gleichen Eigenschaften zu verwenden. Zur festen Bodenmatrix kommt weiterhin auch die flüssige (Boden- und Porenwasser) sowie die gasförmige Komponente (Bodenluft) hinzu. Diese haben nicht unerhebliche Einflüsse auf die Bioverfügbarkeit der Chemikalien.

Die Verwendung von aus einzelnen Komponenten gemischter Kunsterden hat den Vorteil, daß die Substrateigenschaften relativ konstant gehalten werden können und damit die Reproduzierbarkeit der Substrate, auch für spätere Tests, recht hoch ist. Für eine Standardisierung der Testbedingungen und für einen Vergleich der Ergebnisse ist dies ein nicht zu vernachlässigender Faktor. Da solche Substrate jedoch meist eine sehr geringe Bodenmikroflora aufweisen, sind diese Gemische für eine Untersuchung der Mikroorganismenaktivität ungeeignet.

Ein weiterer großer Nachteil dieser artifiziellen Erden liegt darin, daß eine Übertragbarkeit der Ergebnisse auf natürlich gewachsene Böden nur näherungsweise möglich ist. Das durch die Erdgeschichte entstandene Bodengefüge läßt sich nur ungenügend simulieren.

Es wurde deshalb hauptsächlich auf die Verwendung von natürlich vorkommende Böden zurückgegriffen. Diese sollten möglichst ein breites Spektrum an typischen Bodenformationen bzw. Bodeneigenschaften des Mitteldeutschen Gebietes erfassen.

Neben den Standardbodentypen der LUFA Speyer wurden deshalb auch Böden von nichtbelasteten Flächen aus der Umgebung von Bitterfeld gewonnen und für die Tests verwendet.

Standardböden der LUFA - Speyer

Standardboden Typ	2.2	2.3
Chargen	Sp 14698	Sp 34298
Org. C in %	2,19 ± 0,08	1,18 ± 0,07
Abschlämbbare Teile (unter 0,02 mm in %)	14,3 ± 1,9	19,1 ± 0,8
pH-Wert (0,01 M CaCl ₂)	5,8 ± 0,2	6,6 ± 0,3
Kationenaustausch- kapazität (mval/100g)	11 ± 2	11 ± 3
Bodenart	Lehmiger Sand	Sandiger Lehm

max. Wasserkapazität	50 ± 4	39 ± 1
----------------------	--------	--------

Korngrößenanalyse nach USDA (%)

< 0,002 mm	6,7 ± 1,6	8,1 ± 1,2
0,002 - 0,05 mm	14,4 ± 1,9	26,1 ± 0,9
0,05 - 2,0 mm	78,9 ± 0,9	65,8 ± 0,5

Pflanzenverfügbare Nährstoffgehalte

Kalium:	< 1 mg/kg	76,2 mg/kg
Phosphat-P:	2,71 mg/kg	20,4 mg/kg
Nitrat-N:	12,1 mg/kg	140,0 mg/kg
Ammonium-N:	6,0 mg/kg	5,8 mg/kg

Kunstboden

Für den Pflanzen- und für den Regenwurmtest wurde ein in den OECD-Richtlinien für den Regenwurmtest empfohlenes Substrat gemischt und verwendet, das im weiteren Bericht als „Kunstboden“ bezeichnet wird. Es besteht aus 70 % Sand einer Körnung von 0-2mm, 20 % Bentonit und 10 % Feintorf. Der pH-Wert lag zwischen 6,0 und 6,5, so daß auf eine Beimischung von CaCO_3 verzichtet wurde. Der geforderte Feinanteil von 50 % (Korngröße 0,05-0,2mm) wurde eingehalten.

Rasenerde

Die Rasenerde wurde von einer Wiese am Gewächshaus der Firma Triton Umweltschutz GmbH nach Entfernung der oberen Vegetationsschicht aus 15cm Tiefe entnommen.

Der Boden enthält auf Grund des jahrzehntelangen Abbaus von Braunkohle einen relativ hohen Anteil an Kohlestaub, der sich durch Emissionen abgelagert hat (ca. 1,5 %).

Die Fläche wurde während der letzten 5 Jahre nicht bewirtschaftet sondern lediglich regelmäßig gemäht. Zusätzliche Düngungen sowie Pflanzenschutzmaßnahmen wurden in den vergangenen Jahren nicht durchgeführt. Desweiteren waren auch keine typischen Rasenkrankheiten zu erkennen, so daß man von einem gesunden Rasenzustand sprechen kann. Die Vegetation besteht zu 98 % aus verschiedenen Grasarten, Löwenzahn (*Taraxacum officinale*), Gänseblümchen (*Bellis perennis*) und Spitzwegerich (*Plantago lanceolata*).

Nach Gewinnung des Bodens wurde dieser an der Luft für 24 Stunden vorsichtig getrocknet und anschließend auf 2 mm abgesiebt.

Analytik:

pH-Wert (0,01 m CaCl ₂):	7,05 ± 0,05
org. C-Gehalt (einschließlich Kohlenstaub):	2,5 %
Wasserhaltekapazität:	33 ± 3

Korngrößenanalyse nach USDA (%)

< 0,002 mm	10,3 ± 0,9
0,002 - 0,005 mm	18,3 ± 1,4
0,05 - 2,0 mm	71,4 ± 1,1

Bodenart:	lehmiger Sand
-----------	---------------

Pflanzenverfügbare Nährstoffe:

Kalium:	< 1 mg/kg
Phosphat-P:	3,48 mg/kg
Nitrat-N:	3,0 mg/kg
Ammonium-N:	5,4 mg/kg

Boden - Fasanenkippe

Ein weiterer Boden wurde aus dem Randbereich einer ehemaligen Deponie entnommen. Die sogenannte „Fasanenkippe“ wird schon seit 50 Jahren nicht mehr betrieben und ist z.T. aufgeforstet worden. Da umfangreiche Bodenanalysen der Deponie vorliegen, ist es auszuschließen, daß der aus dem Waldbereich gewonnene Boden schon vorher kontaminiert war. Das Substrat wurde aus der oberen Bodenschicht nach Entfernung des Laubes (10 cm Tiefe) entnommen. Der Wald besteht hauptsächlich aus Robinien und Pappeln, eine Krautschicht ist nicht vorhanden.

Die Konsistenz des Bodens erlaubte ein sofortiges Sieben auf unter 2 mm Korngröße.

Analytik:

pH-Wert (0,01 m CaCl ₂):	6,35 ± 0,03
org. C-Gehalt:	9,9 %
Wasserhaltekapazität:	39 ± 2

Korngrößenanalyse nach USDA (%)

< 0,002 mm	2,5 ± 0,7
0,002 - 0,005 mm	11,2 ± 0,8
0,05 - 2,0 mm	86,3 ± 1,1

Infolge des hohen Anteils an organischen Substanzen ist der Boden als humoser Sand zu bezeichnen.

Pflanzenverfügbare Nährstoffe:

Kalium:	7,80 mg/kg
Phosphat-P:	3,43 mg/kg
Nitrat-N:	37,40 mg/kg
Ammonium-N:	7,25 mg/kg

Ackerboden

Für die Dehydrogenasebestimmung wurde ein weiterer Ackerboden verwendet, der aus der Umgebung von Wolfen stammt. Die Entnahme erfolgte nach dem Abernten und der für die Winteraussaart erfolgten Bodenbearbeitung. Eine Düngung nach der Ernte wurde vor der Gewinnung des Bodens nicht durchgeführt, so daß die Nährstoffgehalte für einen Ackerboden recht gering ausfallen.

pH-Wert (0,01m CaCl ₂):	6,20 ± 0,04
org. C-Gehalt:	2,1 %
Wasserhaltekapazität:	42 ± 2

Korngrößenanalyse nach USDA (%)

< 0,002 mm	7,7 ± 0,5
0,002 - 0,005 mm	28,3 ± 1,4
0,05 - 2,0 mm	64,2 ± 0,8

Pflanzenverfügbare Nährstoffe:

Kalium:	9,5 mg/kg
Phosphat-P:	6,7 mg/kg
Nitrat-N:	19,9 mg/kg
Ammonium-N:	7,4 mg/kg

Boden - Goitsche

In den Landkreisen Bitterfeld, Delitzsch und Wittenberg gibt es viele alte Braunkohlegruben und Bergbaufolgelandschaften, die z.T. aufgeforstet sind bzw. zur Zeit renaturiert werden. Deshalb sollte auch ein Substrat, das zur Abdeckung verwendet wird, in den Testzyklus mit einbezogen werden. Dieses Material wurde aus einem mit einigen Festuca-Arten bewachsen Bereich entnommen.

Allerdings zeigte das trockene Substrat starke hydrophobe Eigenschaften, die ein gleichmäßiges Anfeuchten als sehr schwierig gestalteten. Nach Einstellung einer Wasserhaltekapazität von 60 %, wies das Substrat zementähnliche Eigenschaften auf, die den Keimlingen ein Wachstum nicht ermöglichten. Nach Keimung der Samen starben die Keimlinge selbst bei der Nullprobe ab.

Die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität ergab keine mikrobiologische Aktivität des Bodens.

Damit ist dieses Substrat für eine Aufforstung oder sonstige Begrünung nicht geeignet.

4. Versuchsdurchführung

4.1. Allgemeine Vorbereitung

Im Rahmen der Probenvorbereitung wurden alle Böden gleich nach der Entnahme im naturfeuchten Zustand auf 2mm gesiebt und bis zur Versuchsdurchführung bei 4°C gelagert.

Wasserhaltekapazität

Zur optimalen Einstellung der Bodenfeuchte muß die die Wasserhaltekapazität (WHK_{max}) bestimmt werden.

Dazu wurde der naturfeuchte Boden gleichmäßig in einen Kunststoffzylinder (Boden mit feiner Gaze verschlossen) von 10 cm Durchmesser gefüllt. Es muß darauf geachtet werden, daß der Zylinder gleichmäßig gefüllt ist, was durch öfteres Aufstoßen des Zylinders möglich ist. Nachdem die Gefäße gewogen wurden, stellt man diese in eine Wanne mit Wasser. Der Wasserspiegel wurde langsam der Füllhöhe des Zylinders angepaßt, bis diese den Füllstand um ca. 1cm übersteigt. Nach 2 Stunden wurden die Gefäße aus der Wasserwanne herausgenommen und auf mit Wasser gesättigtes Fließpapier gestellt. Nach weiteren zwei Stunden war das überschüssige Wasser soweit abgelaufen, daß mit der Gewichtsermittlung begonnen werden konnte. Die Massebestimmung wurde solange fortgeführt, bis zwei Messungen nahezu das gleiche Gewicht aufwiesen.

Zur Bestimmung des Wassergehaltes der naturfeuchten Proben wurden Parallelproben des entsprechenden Substrates im Trockenschrank bei 105 °C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet.

Für die Berechnung der Wasserhaltekapazität wurde folgende Formel verwendet:

$$100\% WHK_{max} = \frac{(a + b)}{c} \cdot 100 \text{ (max. H}_2\text{O - Aufnahme pro 100g TS)}$$

a = H₂O - Aufnahme pro 100g naturfeuchten Boden

b = H₂O - Gehalt in 100g naturfeuchten Boden

c = Trockensubstanz von 100g naturfeuchtem Boden

TS = Trockensubstanz

Für die verwendeten Böden wurden folgende WHK_{max} - Werte ermittelt:

Substrat 1 - Kunstsubstrat:	53 ± 2 g/100 g TS
Substrat 2- Standarderde Speyer 2.3:	39 ± 1 g/100 g TS
Substrat 3 - Rasenerde:	33 ± 3 g/100 g TS
Substrat 4 - Erden-Fasanenkippe:	39 ± 2 g/100 g TS
Substrat 5 - Standardboden Speyer 2.2:	50 ± 4 g/100 g TS

Substrat 6 - Ackerboden:

42 ± 2 g/100 g TS

Applikation der Chemikalien

Da die verwendeten Chemikalien unterschiedliche Löslichkeiten und Aggregatzustände aufwiesen, mußten auch verschiedene Applikationsvarianten durchgeführt werden.

Phthalimid

Phthalimid ist eine feste, weiße, feinkristalline Substanz, die nur sehr schwer wasserlöslich ist. Die notwendige Phthalimidmenge wurde in einer Kugelmühle fein zermahlen und anschließend mit der 10fachen Menge an geglühtem Seesand vermischt. Diese Mischung wurde dann nochmals in der Kugelmühle vermahlen.

Um eine gleichmäßige Verteilung der Chemikalie im Substrat zu gewährleisten wurden die aliquoten Mengen aus Phthalimid und Quarzsand in einem Polyethylenbeutel entsprechender Größe mit dem Substrat vermischt. Anschließend erfolgte eine nochmalige Durchmischung mit Hilfe eines Probenteilers.

Zur Einstellung der notwendigen Wassermenge wurde der Boden vorsichtig mit kleinen Wassermengen angefeuchtet und homogenisiert.

Die so vorbereiteten Erden wurden dann für die weiteren Tests verwendet.

2-Naphthol

Das 2-Naphthol wurde in gleicher Weise wie das Phthalimid in die Substrate eingebracht.

Aluminiumnitrat

Das Aluminiumnitrat wurde in Wasser gelöst und so in den Boden appliziert. Einer Verteilung und Durchmischung im Polyethylenbeutel schloß sich ein 2facher Durchlauf in einem Probenteiler an.

Phthalsäuredimethylester und Phthalsäurediethylester

Die Phthalate sind nur ungenügend in Wasser löslich und wurden deshalb in Ethanol gelöst. Diese Lösung wurde dann vorsichtig auf geglühten Quarzsand verteilt, so daß ein Durchlaufen der Ethanol-Ester-Mischung durch das Sandbett verhindert wurde. Nachdem das Lösungsmittel verdunstet war, wurde der Quarzsand gründlich gemischt. Von diesem Gemisch wurden dann aliquote Mengen abgewogen und in das Substrat eingemischt.

4.2. Pflanzentest

Die Pflanzen stellen als Produzenten von Sauerstoff eine wichtige Grundlage des Lebens dar. Die Wurzeln der Pflanzen bilden nach den Bodenmikroorganismen die größte biologische Oberfläche im Boden. Die Schadstoffsituation im Boden insbesondere Bioverfügbarkeit und Toxizität, können durch Beobachtung der Keimungsrate und der Wachstumshemmung ermittelt werden.

Für das Wachstum der Pflanzen ist der Boden von entscheidender Bedeutung. Unterschiedliche Herkünfte, z.B. gewachsener Boden, bearbeitete Böden bzw. aus verschiedenen Materialien gemischte Böden sowie die entsprechenden Bodeneigenschaften, wie Bodenverdichtung, Nährstoffsituation, Porenvolumen, Boden-pH-Wert und Wasserhaltekapazität führen zu unterschiedlichen Wachstumsleistungen.

Diese Bodeneigenschaften müssen bei der Wahl des Kontrollbodens berücksichtigt werden. Als Vergleichsprobe wurde deshalb als unkontaminierte Kontrolle der für die Chemikaliendtests eingesetzte Boden verwendet.

Für die Testreihen wurden drei verschiedene Böden ausgewählt:

1. ein künstlich gemischtes Substrat (Kunstaboden)
2. ein Standardboden (Speyer 2.2) aus einer teilweise bewirtschafteten Ackerfläche
3. Rasenerde aus einem ungestörten Bereich

Für die Pflanzenauswahl wurden die Empfehlungen der OECD-Richtlinie „Terrestrial Plants, Growth Test“ berücksichtigt. Aus der Kategorie 1 wurde die Hirse (*Sorghum bicolor*) aus der Kategorie 2 der Rettich (*Raphanus sativus*) und aus Kategorie 3 der Salat (*Lactuca sativa*) ausgewählt.

Als Testkriterien werden die Keimungsrate und das Grünmassewachstum 14 Tage nach Keimen der Samen empfohlen. Die Frage, ob eine spätere toxische Wirkung z.B. durch Akkumulation des Schadstoffes in den oberirdischen Pflanzenteilen auftreten kann, wird durch diese Testkriterien nicht beantwortet. Auch der Einfluß des Schadstoffes bzw. der Chemikalie auf die Wurzelentwicklung wird nicht berücksichtigt. Die Untersuchungskriterien wurden deshalb durch Verlängerung des Testzeitraumes auf 28 Tage (nach Keimung) und die Messung der Wurzellänge erweitert.

Alle Pflanzentest wurden in einem temperierten Gewächshaus unter folgenden Bedingungen durchgeführt:

- Verwendung von nichtporösen Kunststofftöpfen
- pro Konzentration 6 Wiederholungen (Auswertung von je 3 Wiederholungen nach 14 bzw. 28 Tagen)
- Anzahl der Samenkörner pro Topf 10 Stck
- 450 g Substrat pro Topf
- Temperatur 18 - 26 °C
- Luftfeuchtigkeit 60-80 %
- Beleuchtung 16 Stunden pro Tag (Tageslicht bzw. Kunstlicht)
- tägliche Einstellung der Bodenfeuchte auf 60 % der max. Wasserhaltekapazität mit demineralisiertem Wasser

Eine zusätzliche Düngung der Töpfe wurde nicht durchgeführt.

4.2.1. Vorversuche

In Vorversuche wurde die Keimfähigkeit des verwendeten Saatgutes durch Auszählen der in feuchten Petrischalen gekeimten Samenkörner getestet. Die Keimungsrate lag bei allen drei eingesetzten Arten zwischen 95 -100 %

4.2.2. Versuchsergebnisse - Phthalimid

Salat

Die Keimungsraten für die Rasenerde und die Speyererde liegen bei einer Phthalimidkonzentration von 100 mg/kg nahe der Nullprobe (88-98%). Lediglich in der gröber strukturierten Kunsterde liegt die Keimrate bei Zumischung von 100 mg/kg Phthalimid deutlich niedriger (30 %). Auch bei der nächst höheren Konzentration von 1000 mg/kg sind noch recht gute Keimraten zu verzeichnen. Auch hier zeigt die Kunsterde mit 8 % Keimungsrate einen ausgesprochen niedrigen Wert. Bei der extrem hohen Schadstoffkonzentration von 5000 mg/kg waren nur vereinzelt stark verkrüppelte Keimlinge zu beobachten, die auch später eingingen.

Eine Verzögerung der Keimung konnte nicht beobachtet werden.

Betrachtet man die Grünmassenentwicklung, so stellt sich heraus, daß sich in den ersten 14 Tagen bei einer Konzentration von 100 mg/kg eine leichte Wachstumsdepression einstellt (Kunsterde, Rasenerde). Bei den nach 28 Tagen geernteten Testpflanzen war ein deutlicher Wachstumsschub zu erkennen.

Vergleicht man die nährstoffreiche Speyererde (Sp) mit den nährstoffarmen Böden Rasenerde (Ra) und Kunsterde (Ku), so deutet vieles darauf hin, daß anfänglich gut verfügbare Nährstoffe die phytotoxischen Effekte des Phthalimids gut kompensieren können, was sich auch bei der nächsthöheren Konzentration von 1000 mg/kg zeigt.

Stark verkrüppelte Keimlinge und Sämlinge, die kaum eine nennenswerte Wurzelentwicklung aufweisen, waren bei der sehr hohen Konzentration von 5000 mg/kg zu beobachten.

Eine Untersuchung der Wurzellänge wurde ebenfalls durchgeführt. Es ergab jedoch keine signifikanten Unterschiede zwischen den einzelnen Schadstoffkonzentrationen, so daß diese nicht mit aufgeführt sind.

Tabelle 1 Phthalimid-Salat

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl * nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	60	100	1,174 g (30 Stck)	100	-	-
Ra	0	58	100	0,250 g (28 Stck.)	100	0,374 g (30 Stck.)	100
Ku	0	100	100	0,322 g (49 Stck.)	100	0,460 g (51 Stck.)	100
Sp	100	59	98	1,239 g (29 Stck.)	105	-	-
Ra	100	51	88	0,200 g (25 Stck.)	80	0,483 g (25 Stck.)	129
Ku	100	30	30	0,201 g (15 Stck.)	62	0,660 g (16 Stck.)	143
Sp	1000	44	73	1,465 g (21 Stck.)	125	-	-
Ra	1000	33	57	0,100 g (17 Stck.)	40	0,464 g (17 Stck.)	124
Ku	1000	8	8	0,0296 g (6 Stck.)	9	0,043 g (2 Stck.)	9,4
Sp	5000	5	8	0,010 g (1 Stck.)	1	-	-
Ra	5000	0	0	0	0	0	0
Ku	5000	0	0	0	0	0	

Rettich

Rettich reagiert bis 100 mg /kg Boden recht unempfindlich in Bezug auf Keimung und Pflanzenwachstum.

Die Keimung war nahe 100 % und auch der Frischmasseertrag lag in diesen Bereichen (siehe Tabelle 2). Eine Schädigung der Pflanze war nicht zu erkennen.

Erst ab der Konzentration 1000 mg/kg waren Unterschiede im Keimungsverhalten zu beobachten. Während in der Rasenerde ein hoher Prozentsatz der Samen keimten (einige sind wieder abgestorben), lagen die Keimraten in den anderen beiden Substraten unter 50 %. Die Sämlinge entwickelten sich jedoch sehr gut, so daß sich eher ein gewisser Düngeeffekt als ein Schädigungseffekt einstellte.

Bei einer Konzentration von 5000 mg/kg keimte ebenfalls eine recht beachtliche Anzahl an Samen, die sich jedoch nur sporadisch entwickelten. Die meisten Keimlinge starben nach kurzer Zeit ohne nennenswerte Wurzelentwicklung wieder. Die restlichen überlebenden Pflanzen erreichten, abgesehen von der Rasenerde, eine Frischmasse von ca. 30 % der Vergleichspflanzen.

Die Wurzel Ausbildung zeigte keine nennenswerten Eigentümlichkeiten und Unterschiede.

Tabelle 2 Phthalimid - Rettich

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl * nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	59	100	0,873 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	56	100	0,553 g (24 Stck.)	100	0,478 g (26 Stck.)	100
Ku	0	110	100	0,479 g (54 Stck.)	100	0,607 g (56 Stck.)	100
Sp	100	57	97	1,100 g (28 Stck.)	126	-	-
Ra	100	52	93	0,563 g (22 Stck.)	102	0,513 g (25 Stck.)	107
Ku	100	111	101	0,514 g (56 Stck.)	107	0,638 g (55 Stck.)	105
Sp	1000	26	44	1,321 g (14 Stck.)	151	-	-
Ra	1000	52	93	0,965 g (22 Stck.)	174	0,843 g (24 Stck.)	176
Ku	1000	25	23	0,953 g (12 Stck.)	199	0,866 g (14 Stck.)	143
Sp	5000	16	27	0,257 g (3 Stck.)	29,4	-	-
Ra	5000	33	59	0,537 g (7 Stck.)	97,1	0,348 g (18 Stck.)	62,1
Ku	5000	20	18	0,133 g (4 Stck.)	28,2	0,429 g (6 Stck.)	71,0

* Keimzahl - Keimzahl bedeutet hier und im weiteren Text die Anzahl der gekeimten Samenkörner

Hirse

Auch die Hirse scheint recht resistent gegenüber Phthalimid zu sein. Die Keimungsrate lag bei 100 mg/kg Substrat zwischen 70 - 100 % und bei 1000 mg/kg zwischen 12 und 68 % im Vergleich zur 0-Probe. Es ist jedoch zu beobachten, daß ein großer Teil an Hirsesamen noch später nachgekeimte. Das Phthalimid kann demnach zu einer Keimverzögerung führen. Die Grünmasseentwicklung zeigte auch nach den ersten 14 Tagen bis zu einer Konzentration von 1000 mg Phthalimid keine nennenswerten Unterschiede zur Nullprobe. In der Kunsterde (Ku) kam es zu einer scheinbaren Wuchsdepression, deren Ursache jedoch in dem sehr späten Keimen der Samen und der damit verkürzten Wachstumsperiode liegt. Nach 28 Tagen hat sich dieser Effekt wieder kompensiert und das Grünmassewachstum deutlich zugelegt, so daß auch hier wieder von einem gewissen Düngeeffekt in den nährstoffarmen Böden gesprochen werden kann.

Bei der Konzentration von 5000 mg/kg kam es neben der Keimhemmung bei der Speyer- und Kunsterde (Sp, Ku) zu einer stärkeren Wachstumsdepression zwischen 22-38 % nach der ersten Beurteilung der Grünmassen. Diese blieb auch nach 28 Tagen bei der Rasenerde sichtbar (38 %), wurde aber durch die Hirse in der Kunsterde weitestgehend kompensiert (105 %). Eine Ursache für das recht gute Wachstum der Hirse in der Kunsterde könnte die stark verzögerte Keimung der Sämlinge sein. Ein gewisser Anteil an Schadstoff wäre dann durch das tägliche Einstellen des Wassergehaltes in die tieferen Bodenschichten gespült worden, was dann das bessere Wachstum, insbesondere bei der hohen Konzentration von 5000 mg/kg, ermöglichte.

Tabelle 3 Phthalimid - Hirse

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	56	100	0,698 g (29 Stck.)	100	-	-
Ra	0	45	100	0,428 g (23 Stck.)	100	0,626 g (22 Stck.)	100
Ku	0	98	100	0,160 g (48 Stck.)	100	0,233 g (50 Stck.)	100
Sp	100	48	86	0,774 g (23 Stck.)	111	-	-
Ra	100	45	100	0,396 g (23 Stck.)	93	0,584 g (23 Stck.)	93
Ku	100	70	71	0,153 g (55 Stck.)	96	0,288 g (55 Stck.)	124
Sp	1000	38	68	0,754 g (21 Stck.)	108	-	-
Ra	1000	30	67	0,438 g (15 Stck.)	102	1,366 g (15 Stck.)	218
Ku	1000	12	12	0,114 g (42 Stck.)	71	0,446 g (51 Stck.)	191
Sp	5000	27	48	0,154 g (9 Stck.)	22	-	-
Ra	5000	39	87	0,128 g (19 Stck.)	30	0,247 g (18 Stck.)	39
Ku	5000	15	15	0,062 g (27 Stck.)	38	0,244 g (42 Stck.)	105

4.2.3. Versuchsergebnisse - 2-Naphthol

Salat

Bei einer Konzentration von 50 mg/kg bzw. 100 mg/kg lagen die Keimungsraten der Salatsamen zwischen 71-97 % recht hoch, so daß von einer deutlichen Keiminhibierung durch 2-Naphthol nicht gesprochen werden kann (siehe Tabelle 4). Erst bei höheren Konzentration tritt eine stärkere Hemmung der Keimung ein, die bei der Kunsterde (Ku), abgesehen von einigen sehr spät keimenden und auch absterbenden Samen, bis zu einer fast vollständigen Inhibierung führte.

Betrachtet man die Frischmasseentwicklung, so fällt auf, daß bei der Rasenerde (Ra) eine Reduzierung des Ertrags sowohl bei 50mg als auch bei 100mg zu verzeichnen war, die auch im weiteren Verlauf der Kultivierung nicht kompensiert wurde. In der Kunsterde (Ku) und in der Speyererde (Sp) war ein recht gutes Wachstum zu verzeichnen.

Auch bei 100 mg/kg konnten in der nährstoffreicheren Speyererde (Sp) keine Wachstumshemmungen beobachtet werden. In der Kunsterde lagen die Erträge bei 55 % (erste Auswertung), die sich dann auf 80 % (zweite Auswertung) erhöhten.

Bei einer Konzentration von 1000 mg/kg kam es neben einem Absterben der Keimlinge zu einer starken Reduzierung des Pflanzenwachstums, die lediglich bei der Speyererde nicht so drastisch (41%) ausfiel. Andere Symptome als Kümmerwuchs waren jedoch nicht zu beobachten. Auch die Wurzellängen ergaben keine Korrelation zur Schadstoffkonzentration im Boden.

Tabelle 4 2-Naphthol - Salat

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	60	100	1,174 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	58	100	0,250 g (28 Stck.)	100	0,374 g (30 Stck.)	100
Ku	0	100	100	0,322 g (49 Stck.)	100	0,460 g (51 Stck.)	100
Sp	50	55	92	1,226 g (27 Stck.)	104	-	-
Ra	50	51	88	0,108 g (26 Stck.)	43,2	0,179 g (25 Stck.)	47,8
Ku	50	71	71	0,268 g (23 Stck.)	83,4	0,438 g (27 Stck.)	95,3
Sp	100	58	97	1,154 g (29 Stck.)	98	-	-
Ra	100	53	91	0,149 g (28 Stck.)	59,7	0,192 g (27 Stck.)	51,3
Ku	100	93	93	0,178 g (51 Stck.)	55,3	0,369 g (43 Stck.)	80,4
Sp	1000	20	33	0,483 g (5 Stck.)	41,2	-	-
Ra	1000	33	57	0,037 g (13 Stck.)	14,9	0,066 g (16 Stck.)	17,6
Ku	1000	0	0	0	0	0	0

Rettich

Mit 2-Naphthol kommt es, mit Ausnahme der Rasenerde, zu einer Verzögerung und Reduktion der Keimung. Bei 1000 mg/kg kam es bei der Speyer- und Kunsterde (Sp,Ku) nur zu einer sporadischen Keimung, wobei die Keime bei der Kunsterde (Ku) meist innerhalb von 2 Tagen, ohne Ausbildung einer nennenswerten Keimwurzel, wieder abstarben.

Bei der Grünmasseentwicklung zeigten sich innerhalb der einzelnen Substrate bei Schadstoffkonzentrationen bis 100 mg/kg recht geringe Unterschiede (siehe Tabelle 5).

Bei einer Konzentration von 5000 mg/kg entwickelten sich die wenigen überlebenden Sämlinge relativ gut.

Tabelle 5 2-Naphthol -Rettich

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	59	100	0,873 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	56	100	0,553 g (24 Stck.)	100	0,478 g (26 Stck.)	100
Ku	0	110	100	0,479 g (54 Stck.)	100	0,607 g (56 Stck.)	100
Sp	50	20	34	1,022 g (12 Stck.)	117	-	-
Ra	50	46	82	0,419 g (22 Stck.)	75,8	0,444 g (25 Stck.)	92,9
Ku	50	42	38	0,584 g (20 Stck.)	121,9	0,716 g (23 Stck.)	118,0
Sp	100	38	64	1,217 g (18)	139	-	-
Ra	100	51	91	0,411 g (27 Stck.)	74,3	0,303 g (24 Stck.)	63,4
Ku	100	65	59	0,378 g (33 Stck.)	78,9	0,423 g (37 Stck.)	69,7
Sp	1000	8	14	0,611 g (5)	70	-	-
Ra	1000	31	55	0,155 g (22 Stck.)	28,0	0,156 g (15 Stck.)	57,7
Ku	1000	0	0	0	0	0	0

Hirse

Hirse zeigte bei einer 2-Naphthol-Konzentration von 50 mg/kg eine verzögerte Keimung, die bei 100 mg/kg nicht so deutlich ausfiel. Erst bei einer Konzentration von 1000 mg/kg zeigten sich mit Ausnahme der Rasenerde nach 14 Tagen kaum Keimlinge. Ein späteres Aufgehen war jedoch bei allen drei Substraten zu verzeichnen, wobei die Keime bei 1000 mg/kg zum großen Teil verkümmerten.

Auch bei der Frischmasse war eine konzentrationsabhängige Abnahme der Erträge bei der Speyer- und bei der Rasenerde (Sp, Ku) zu verzeichnen. Die Abnahme zwischen 50 mg und 100 mg fiel jedoch gering aus. Bei der Kunsterde war bei 100mg ein höherer Ertrag als bei 50 mg zu verzeichnen. Erst bei 1000 mg/kg kam es zu einer starken Wachstumsdepression, wobei diese für die Kunsterde am stärksten

ausfiel. Andere äußere Schädigungen waren nicht zu verzeichnen. Auch die Wurzellänge und das Aussehen ließen keine Schlußfolgerungen auf einen Schadstoffeinfluß zu.

Tabelle 6 2-Naphthol-Hirse

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	56	100	0,698 g (29 Stck.)	100	-	-
Ra	0	45	100	0,428 g (23 Stck.)	100	0,626 g (22 Stck.)	100
Ku	0	98	100	0,160 g (48 Stck.)	100	0,233 g (50 Stck.)	100
Sp	50	16	29	0,630 g (8 Stck.)	90,3	-	-
Ra	50	28	62	0,229 g (15 Stck.)	53,5	0,393 g (16 Stck.)	62,8
Ku	50	26	27	0,093 g (41 Stck.)	58,1	0,146 g (52 Stck.)	62,8
Sp	100	32	57	0,625 g (17 Stck.)	89,0	-	-
Ra	100	35	78	0,225 g (17 Stck.)	52,6	0,372 g (18 Stck.)	59,4
Ku	100	88	90	0,134 g (43 Stck.)	83,9	0,188 g (55 Stck.)	81,1
Sp	1000	3	5	0,185 g (1 Stck.)	26,0	-	-
Ra	1000	24	53	0,095 g (19 Stck.)	22,2	0,187 g (15 Stck.)	29,9
Ku	1000	7	7	0,014 g (1 Stck.)	8,8	0	0

4.3.4. Versuchsergebnisse - Aluminiumnitrat

Salat

Aluminiumnitrat bewirkte bei Salat bis zu einer Konzentration von 1000 mg/kg teilweise einen positiven Düngeeffekt. Dieser wirkt sich besonders für die Kunsterde (Ku) aus. Bei 100 mg/kg führt das nach 28 Tagen zu einem Frischmassezuwachs im Vergleich zur 0-Probe um ca. 110 %. Bei der Konzentration von 100 mg/kg beobachtet man eine Wuchsdepression um 50%, die aber nach weiteren 14 Tagen wieder kompensiert wurde. Dabei wurden die Ergebnisse der Nullprobe nach weiteren 14 Tagen erreicht und um ca. 20 % überschritten. Bei der Speyererde (Sp) war nur ein leichter Düngeeffekt bei einer Konzentration von 100 mg/kg zu bemerken, jedoch traten auch keine schädigenden Effekte bei der Konzentration 1000 mg/kg auf. Für die Pflanzen in der Rasenerde zeigten sich in der ersten Aluminiumnitratkonzentration (100 mg/kg) keine nennenswerten positiven oder negativen Effekte. Erst ab 1000 mg/kg konnte man eine Wachstumsdepression von über 50 % feststellen (Kontrolle nach 14 Tagen), die nach 28 Tagen jedoch nicht mehr so hoch ausfiel (ca. 17%).

Bei der Konzentration 5000 mg/kg traten sichtbare Schädigungen der Blätter auf. Die Blattoberflächen wurden löchrig und zeigten teilweise braune Abschnitte, die sich so stark ausbreiteten, das die befallenen Blätter abstarben. Diese

Schadenssymptome führten zu einer Schwächung des Blattgewebes, so daß sich stellenweise ein Pilzbefall einstellte, der zu einem beschleunigten Absterben der Blätter und Pflanzen führte. Das machte sich dann auch in der gewogenen Frischmasse der Proben deutlich bemerkbar.

Die Wurzel Ausbildung wurde von dem Aluminiumnitrat deutlich beeinflusst. Diese waren dicker und kürzer. Auch waren Feinwurzeln kaum zu erkennen.

Die Keimungsrate wurde kaum beeinflusst, so daß die Raten auch bei hohen Konzentrationen deutlich über 50 % lagen. Die Überlebensrate der gekeimten Samen war aber bei 5000 mg/kg deutlich geringer.

Tabelle 7 Aluminiumnitrat - Salat

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	60	100	1,174 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	58	100	0,250 g (28 Stck.)	100	0,374 g (30 Stck.)	100
Ku	0	100	100	0,322 g (49 Stck.)	100	0,460 g (51 Stck.)	100
Sp	100	57	95	1,468 g (29 Stck.)	125,0	-	-
Ra	100	58	100	0,212 g (29 Stck.)	84,9	0,359 g (29 Stck.)	96,0
Ku	100	112	112	0,330 g (55 Stck.)	102,7	0,971 g (55 Stck.)	211,0
Sp	1000	59	98	1,172 g (29 Stck.)	99,8	-	-
Ra	1000	57	98	0,105 g (28 Stck.)	41,9	0,309g (29 Stck.)	82,7
Ku	1000	114	114	0,171 g (57 Stck.)	53,1	0,545 g (55 Stck.)	118,4
Sp	5000	40	67	0,057 g (22 Stck.)	4,8	-	-
Ra	5000	50	86	0,06 g (26 Stck.)	24,0	0,062 g (15 Stck.)	16,6
Ku	5000	109	109	0,068 g (37 Stck.)	21,2	0,054 g (38 Stck.)	11,6

Rettich

Daß Rettich einen hohen Nährstoffbedarf hat, zeigte sich auch bei den untersuchten Pflanzen. Fast alle zeigten im Vergleich zur 0-Probe einen höheren Frischmasseertrag (siehe Tabelle 8). Dieser läßt sich vor allem bei der 2. Probenahme beobachten. Der phytotoxische Effekt des Aluminiums ist beim Rettich nicht so offensichtlich. Eine Wuchsdepression bei Konzentrationen zwischen 1000 mg/kg und 5000 mg/kg war jedoch festzustellen, auch wenn die Grünmassemengen nahe bzw. über der Nullprobe lagen (Speyererde, Rasenerde). Jedoch war bei der Speyererde bei einer Konzentration von 5000 mg/kg eine stärkere Wuchsdepression zu verzeichnen. Der Wert lag mit 36,5 % deutlich unter dem der Vergleichsprobe.

Die Keimungsraten lagen bei allen Konzentrationen nahe dem der Nullprobe. Die Absterberate war jedoch bei einer Konzentration von 5000 mg/kg recht hoch.

Wurzelverdickungen konnten beim Rettich auch beobachtet werden, jedoch in etwas abgeschwächter Form.

Ähnliche phytotoxische Symptome wie beim Salat (Konzentration 5000 mg/kg) wurden nicht bemerkt.

Tabelle 8 Aluminiumnitrat - Rettich

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	59	100	0,873 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	56	100	0,553 g (24 Stck.)	100	0,478 g (26 Stck.)	100
Ku	0	110	100	0,479 g (54 Stck.)	100	0,607 g (56 Stck.)	100
Sp	100	60	102	1,056 g (30 Stck.)	120,9	-	-
Ra	100	53	95	0,480 g (27 Stck.)	86,8	0,528 g (26 Stck.)	110,4
Ku	100	108	98	0,556 g (52 Stck.)	116,1	1,171 g (56 Stck.)	192,9
Sp	1000	53	90	1,505 g (25 Stck.)	172,4	-	-
Ra	1000	58	104	0,881 g (29 Stck.)	159,3	1,275 g (29 Stck.)	266,7
Ku	1000	114	104	0,274 g (49 Stck.)	57,3	0,862 g (53 Stck.)	142,1
Sp	5000	55	93	0,319 g (17 Stck.)	36,5		
Ra	5000	44	79	0,544 g (24 Stck.)	98,4	0,610 g (26 Stck.)	127,6
Ku	5000	119	108	0,666 g (21 Stck.)	139,1	0,642 g (23 Stck.)	105,8

Hirse

Auch Hirse zeigt positive Effekte auf die Zugabe von Aluminiumnitrat. Bis zu einer Konzentration von 1000 mg/kg sind in der ersten Beprobungsphase teilweise geringere Grünmasseerträge im Vergleich zur Nullprobe zu bemerken. Insbesondere bei der nährstoffarmen Kunsterde bewirkt die Stickstoffkomponente im Aluminiumnitrat einen bedeutenden Wachstumsschub. Auch bei der hohen Konzentration von 5000 mg/kg waren bei der Kunsterde keine Wachstumsdepressionen zu verzeichnen. Die gute Löslichkeit und das geringere Sorptionsvermögen des gröberen Substrates und damit der Transport des Aluminiums aus den oberen Substratschichten in untere Bereiche waren sicher eine Ursache für die geringere Empfindlichkeit gegenüber Aluminium.

Bei einer Konzentration von 5000 mg/kg konnten bei den Pflanzen in der Speyererde (Sp) und in der Rasenerde (Ra) eine deutliche Verminderung des Grünmasseertrages gemessen werden.

Auch bei der Hirse waren die typischen durch das Aluminiumnitrat verursachten Wurzelmerkmale sichtbar. Das Längenwachstum war eingeschränkt und die Haupt- und Nebenwurzeln waren kurz und dick. Feinwurzeln fehlten fast völlig bzw. waren nur kurz.

Eine geringe Keimungsinhibierung war nur bei der Kunsterde bei der Konzentration 100 mg/kg zu verzeichnen. Die Samen keimten aber 1-2 Tage später, so daß auch hier eine fast 100 %ige Keimung beobachtet wurde.

Tabelle 9 Aluminiumnitrat - Hirse

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	56	100	0,698 g (29 Stck.)	100	-	-
Ra	0	45	100	0,428 g (23 Stck.)	100	0,626 g (22 Stck.)	100
Ku	0	98	100	0,160 g (48 Stck.)	100	0,233 g (50 Stck.)	100
Sp	100	57	102	1,138 g (28 Stck.)	163,0	-	-
Ra	100	38	84	0,445 g (18 Stck.)	103,9	0,881 g (20 Stck.)	140,7
Ku	100	67	68	0,128 g (52 Stck.)	79,9	0,336 g (49 Stck.)	144,3
Sp	1000	57	102	0,628 g (10 Stck.)	89,9	-	-
Ra	1000	39	87	0,336 g (20 Stck.)	78,5	0,951 g (19 Stck.)	151,9
Ku	1000	82	84	0,274 g (49 Stck.)	171,4	0,787 g (53 Stck.)	337,7
Sp	5000	55	98	0,111 g (18 Stck.)	15,9	-	-
Ra	5000	41	91	0,156 g (22 Stck.)	36,4	0,226 g (22 Stck.)	36,1
Ku	5000	85	87	0,132 g (37 Stck.)	82,6	0,328 g (39 Stck.)	140,8

4.2.5. Auswertung - Phthalsäuredimethylester

Salat

Durch Phthalsäuredimethylester (PDME) sind schon bei einer Konzentration von 100 mg/kg deutliche Wachstumsdepressionen zu beobachten. Lediglich die Pflanzen in der nährstoffreicheren Speyererde (Sp) machten eine Ausnahme. Dort lag die Grünmasseentwicklung etwas über der der Nullprobe. Jedoch in der Rasen- und in der Kunsterde (Ra, Ku) wurden nicht einmal 50 % der Frischmasse der Vergleichsprobe erreicht. Auch nach weiteren 14 Tagen Kultivierung konnten die geringeren Wuchseleistungen nicht kompensiert werden. Es wurden ebenfalls nur Werte zwischen 45% und 49% gemessen (siehe Tabelle 10).

Bei der folgenden Schadstoffkonzentration von 1000 mg/kg wuchsen nur in der Speyererde und in der Rasenerde auswertbare Pflanzen heran. Die Frischmasse in der Speyererde lag lediglich bei 6%, wogegen die Pflanzen in der Rasenerde noch 22% der Vergleichsproben erreichten. Die meisten Keimlinge starben jedoch einige Tage nach dem Auflaufen ab. Dies machte sich besonders in der Kunsterde bemerkbar. Von der relativ großen Anzahl gekeimter Samen (36 Stck.) überlebte kein einziger. Mit kaum entwickelten Wurzeln und verkümmerten Keimblättern, die Vertrocknungserscheinungen und Nekrosen aufwiesen, starben diese Pflanzen ab. Vergleicht man die Keimraten miteinander, so konnte bei der geringen Konzentration, mit Ausnahme der Samen in der Kunsterde, eine fast 100%ige Keimung festgestellt werden. Erst bei einer Konzentration von 1000 mg/kg ging die Keimrate auf 53% zurück. Bei 5000 mg/kg PDME keimte kein einziger Samen mehr.

Bei der Wurzelentwicklung konnten besonders lange und dünne Wurzeln beobachtet werden, die sich jedoch zwischen den Konzentrationen 100 mg/kg und 1000 mg/kg nicht wesentlich unterschieden.

Tabelle 10 Phthalsäuredimethylester - Salat

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	60	100	1,174 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	58	100	0,250 g (28 Stck.)	100	0,374 g (30 Stck.)	100
Ku	0	100	100	0,322 g (49 Stck.)	100	0,460 g (51 Stck.)	100
Sp	100	57	95	1,251 g (29 Stck.)	106,5	-	-
Ra	100	52	90	0,116 g (26 Stck.)	46,4	0,183 g (26 Stck.)	49,0
Ku	100	42	42	0,133 g (31 Stck.)	41,5	0,207 g (31 Stck.)	45,0
Sp	1000	32	53	0,071 g (14 Stck.)	6,0	-	-
Ra	1000	31	53	0,055 g (18 Stck.)	22,2	0,050 g (12 Stck.)	13,4
Ku	1000	36	36	0	0	0	0
Sp	5000	0	0	0	0	-	-
Ra	5000	0	0	0	0	0	0
Ku	5000	9	9	0	0	0	0

Rettich

Für den Rettich zeigten sich in bezug auf die einzelnen Substrate ähnliche Tendenzen wie beim Salat. Jedoch war die Wirkung des Phthalsäurediethylesters nicht so stark ausgeprägt.

Für die Sämlingskeimung zeigt sich bis zu einer Konzentration bis 1000 mg/kg ein recht einheitliches Bild. Die Keimraten liegen zwischen 69% (Ku, 1000 mg/kg) und 102% (Ra, 100 mg/kg). Ein Teil der Samen keimte noch zu einem späteren Zeitpunkt, so daß man von einer leichten Keimungsverzögerung durch Dimethylphthalat sprechen kann. Ein Teil der Keimlinge starb jedoch nach einigen Tagen wieder ab. Die Keime hatten nur eine kleine schlecht entwickelte Keimwurzel und ebenfalls keine normal entwickelten Keimblätter.

Die überlebenden Pflanzen entwickelten sich, abgesehen vom Frischmassezuwachs, normal ohne nennenswerte äußere phytotoxische Symptome aufzuweisen.

In der Speyererde entwickelten sich die Rettichpflanzen bei einer Dimethylphthalatkonzentration von 100 mg/kg besonders gut. Der Grünmasseertrag lag 80% höher als bei der Nullprobe. Auch bei 1000 mg/kg entwickelten sich die verbliebenen wenigen Sämlinge recht gut und erreichten mit ca. 80% fast das Durchschnittsgewicht der Nullprobe.

In der Rasen- und Kunsterde kam es zu einer bedeutend abgeschwächteren Pflanzenentwicklung. Die 100 mg PDME im Substrat bewirkten eine Wachstumsdepression um fast 50%, die bei der zweiten Ernte jedoch etwas kompensiert werden konnte (siehe Tabelle 11). Bei 1000 mg/kg verringerte sich der

Frischmasseertrag weiter und erreichte bei der Rasenerde 39,8% und bei der Kunsterde 34,8%. Dabei konnte nach weiteren 14 Tagen Kultivierung keine Verbesserung der Wuchsleistung beobachtet werden.

Bei 5000 mg/kg keimten abgesehen von wenigen Ausnahmen keine Sämlinge. Lediglich in der Kunsterde wuchs eine Pflanze heran.

Tabelle 11 Phthalsäuredimethylester - Rettich

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	59	100	0,873 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	56	100	0,553 g (24 Stck.)	100	0,478 g (26 Stck.)	100
Ku	0	110	100	0,479 g (54 Stck.)	100	0,607 g (56 Stck.)	100
Sp	100	56	95	1,578 g (29 Stck.)	180,7	-	-
Ra	100	57	102	0,279 g (29 Stck.)	50,4	0,351 g (28 Stck.)	73,4
Ku	100	83	75	0,276 g (43 Stck.)	57,7	0,382 g (40 Stck.)	62,9
Sp	1000	41	69	0,722 g (7 Stck.)	82,7	-	-
Ra	1000	45	80	0,220 g (18 Stck.)	39,8	0,194 g (21 Stck.)	40,6
Ku	1000	77	70	0,166 g (40 Stck.)	34,8	0,210 g (37 Stck.)	34,7
Sp	5000	0	0	0	0	-	-
Ra	5000	0	0	0	0	0	0
Ku	5000	4	4	0	0	0,049 g (1 Stck.)	8,1

Hirse

In der Rasen- und Speyererde war für Hirse eine leichte Verzögerung der Keimung zu beobachten, die bei der Kunsterde nicht auftrat. Eine deutliche Reduzierung der Keimfähigkeit setzte bei einer Konzentration von 1000 mg/kg ein. Es war auch kaum ein nachträgliches Keimen zu beobachten. Die gekeimten Samen starben jedoch nur vereinzelt ab.

In den einzelnen Erden entwickelten sich die Pflanzen recht unterschiedlich. So konnte in der Speyererde (Sp) bei einer Konzentration von 100 mg/kg sogar ein bedeutender Mehrertrag von 40% beobachtet werden. Die Pflanzen in den anderen Substraten entwickelten sich nicht so gut. Sie erreichten lediglich eine Frischmasse von ca. 57% (Ra) und ca. 67% (Ku). Die Versuchspflanzen in der Kunsterde (Ku) konnten diese Wachstumsdepression bis zur zweiten Probenahme kompensieren, so daß schließlich fast 97% erreicht wurden. In der Rasenerde lag der Frischmasseertrag der zweiten Kontrolle lediglich bei 55% im Vergleich zur Nullprobe.

Bei der Konzentration von 1000 mg/kg setzte auch bei den Pflanzen in der Speyererde eine deutliche Wachstumsdepression ein. Die Frischmasseerträge lagen nur noch bei 19%. In der Kunsterde machte sich die Erhöhung der Schadstoffkonzentration nur geringfügig bemerkbar; die Erträge sanken im Vergleich zur

Konzentration 100 mg/kg um ca. 10%. Diese Wuchsleistung wurde aber recht gut nach weiteren 14 Tagen Kultivierung ausgeglichen, so daß ca. 85% erreicht wurden. Auch bei 5000 mg/kg keimten noch einige Pflanzen in der Kunsterde, die eine Frischmasse von 6,8% bzw. 10,7% gegenüber der Kontrollprobe erreichten. Auch bei der Hirse waren recht lange und dünne Wurzeln zu beobachten. Eine Konzentrationsabhängigkeit konnte jedoch nicht festgestellt werden.

Tabelle 12 Phthalsäuredimethylester - Hirse

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	56	100	0,698 g (29 Stck.)	100	-	-
Ra	0	45	100	0,428 g (23 Stck.)	100	0,626 g (22 Stck.)	100
Ku	0	98	100	0,160 g (48 Stck.)	100	0,233 g (50 Stck.)	100
Sp	100	43	77	0,982 g (22 Stck.)	140,7	-	-
Ra	100	33	73	0,247 g (17 Stck.)	57,7	0,347 g (19 Stck.)	55,4
Ku	100	96	98	0,108 g (55 Stck.)	67,8	0,225 g (57 Stck.)	96,8
Sp	1000	28	50	0,133 g (11 Stck.)	19,1	-	-
Ra	1000	28	62	0,111 g (14 Stck.)	25,9	0,183 g (14 Stck.)	29,2
Ku	1000	97	99	0,089 g (47 Stck.)	55,7	0,199 g (48 Stck.)	85,5
Sp	5000	0	0	0	0	-	-
Ra	5000	0	0	0	0	0	0
Ku	5000	5	5	0,011 (2 Stck.)	6,8	0,025 g (1 Stck.)	10,7

4.2.6. Versuchsergebnisse - Phthalsäurediethylester

Salat

Für den Salat machte sich der Einfluß von Phthalsäurediethylester im Vergleich zum Phthalsäuredimethylester noch stärker bemerkbar. Die Wuchsdepressionen verstärkten sich bei allen drei Substraten deutlich. Sogar in der nährstoffreicheren Speyererde (Sp) kam es bei einer Konzentration von 100 mg/kg nur zur Ausbildung von 61% der Frischmasse im Vergleich zur Kontrollprobe, die im Kunstsubstrat sogar nur 8,7% betrug. Zwischen den Konzentrationen 100 mg/kg und 1000 mg/kg gab es bei den Pflanzen in der Rasen- und Kunsterde kaum Wachstumsunterschiede. Die Anzahl der auswertbaren Pflanzen sank jedoch beträchtlich. Bei einer Konzentration von 5000 mg/kg keimten zwar Sämlinge (Kunsterde 15 Stck.), diese starben jedoch infolge der fehlenden Keimwurzeln und verkümmerten Keimblätter nach 2-3 Tagen wieder ab. Lediglich bei der Rasenerde konnten zwei Pflanzen in die Auswertung einbezogen werden.

Die Anzahl der gekeimten Samen zeigte bei 100 mg/kg kaum Abweichungen von der Nullprobe. Erst bei 1000 mg/kg kam es zu einer Verzögerung der Keimung. Viele Keimlinge starben jedoch nach kurzer Zeit wieder ab.

Die Wurzeln waren auch in diesem Falle besonders dünn und lang. Teilweise war nur eine lange Hauptwurzel ausgebildet. Die Seitenwurzelausbildung war deutlich eingeschränkt. Ein Unterschied in der Wurzelausbildung zwischen Pflanzen aus dem Konzentrationsbereich 100mg und 1000mg war nicht zu verzeichnen.

Tabelle 13 Phthalsäurediethylester - Salat

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	60	100	1,174 g (30 Stck)	100	-	-
Ra	0	58	100	0,250 g (28 Stck.)	100	0,374 g (30 Stck.)	100
Ku	0	100	100	0,322 g (49 Stck.)	100	0,460 g (51 Stck.)	100
Sp	100	56	93	0,716 g (28 Stck.)	61,0	-	-
Ra	100	53	91	0,048 g (28 Stck.)	19,1	0,077 g (25 Stck.)	20,5
Ku	100	92	92	0,028 g (49 Stck.)	8,7	0,118 g (43 Stck.)	25,6
Sp	1000	34	57	0,066 g (17 Stck.)	5,6	-	-
Ra	1000	44	76	0,055 g (17 Stck.)	21,9	0,043 g (17 Stck.)	11,4
Ku	1000	66	66	0,023 g (31 Stck.)	7,2	0,034 g (34 Stck.)	7,4
Sp	5000	0	0	0	0	-	-
Ra	5000	0	0	0	0	0,017 g (2 Stck.)	4,5
Ku	5000	15	15	0	0	0	0

Rettich

Auch hier zeigte sich, daß der Rettich weniger empfindlich auf Schadstoffeinflüsse reagiert als der Salat.

In der Speyererde kam es bei 100 mg/kg zu keinen schädlichen Einflüssen, der Grünmasseertrag stieg sogar um ca. 38%. Bei einer Schadstoffkonzentration von 1000 mg/kg kam es jedoch zu einem deutlichen Einbruch im Frischmasseertrag. Es wurden dann lediglich noch 31% erreicht. Bei der Rasen- und Kunsterde waren die Einflüsse deutlicher zu spüren. Die Frischmasseerträgen lagen zwischen 38,5% (Ra) und 48,4% (Ku). Auch nach weiteren 14 Tagen wurden diese Wachstumsrückstände teilweise nur geringfügig kompensiert.

Bei 1000 mg/kg waren bei der Rasenerde im Vergleich zur Konzentration 100 mg/kg die Wachstumsunterschiede nicht deutlich schlechter. Für die Kunsterde war die Verschlechterung jedoch sehr deutlich. Es wurden nur 3,3% der Grünmasse erreicht. Bei einer Konzentration von 5000 mg/kg keimten, mit Ausnahme der Kunsterde, nur wenige Samen und diese auch stark keimverzögert.

Besonders auffällig war das Absterben der Sämlinge bei der Kunsterde. Die Keime kamen meist schon verkrüppelt aus der Samenhülle, bildeten keine oder stark verkümmerte Keimwurzeln aus und starben einige Tage später wieder ab.

Eine Reduzierung bzw. Verzögerung der Keimung konnte ab einer Konzentration von 1000 mg/kg beobachtet werden.

Tabelle 14 Phthalsäurediethylester - Rettich

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	59	100	0,873 g (30 Stck.)	100	-	-
Ra	0	56	100	0,553 g (24 Stck.)	100	0,478 g (26 Stck.)	100
Ku	0	110	100	0,479 g (54 Stck.)	100	0,607 g (56 Stck.)	100
Sp	100	56	95	1,208 g (29 Stck.)	138,4	-	-
Ra	100	53	95	0,213 g (25 Stck.)	38,5	0,256 g (28 Stck.)	53,5
Ku	100	108	98	0,231 g (51 Stck.)	48,4	0,217 g (54 Stck.)	35,8
Sp	1000	38	64	0,272 g (13 Stck.)	31,1	-	-
Ra	1000	38	68	0,199 g (15 Stck.)	36,0	0,198 g (19 Stck.)	41,4
Ku	1000	90	82	0,016 g (41 Stck.)	3,3	0,087 g (39 Stck.)	14,4
Sp	5000	0	0	0	0	0	0
Ra	5000	0	0	0,031 g (3 Stck.)	5,6	0	0
Ku	5000	34	31	0	0	0,085 g (5 Stck.)	14,1

Hirse

Hirse ist unter den benutzten Pflanzenspecies am wenigsten empfindlich gegenüber Phthalsäurediethylester. In der Kunsterde (Ku) wurden die besten Wachstumsergebnisse erreicht. Sogar bei einer Konzentration von 5000 mg/kg wurden noch nach 14 Tagen Kultivierung 38,9% der Grünmasse im Vergleich zur Nullprobe erreicht. Eine Verbesserung der Wuchsleistung konnte jedoch nach weiteren 14 Tagen nicht beobachtet werden.

In der Speyererde waren die Unterschiede zwischen 100mg und 1000 mg deutlicher. Während noch bei 100mg/kg über 100% Frischmasseertrag erreicht werden, sinken die Mengen bei 1000 mg/kg auf 43,7% ab. Bei der Rasenerde kommt es sofort zu einer starken Wuchsdepression. Die Unterschiede zwischen 100mg und 1000 mg sind jedoch relativ gering (39,2% und 24,8%).

Bei 5000 mg/kg kommt es bei der Rasen- und bei der Speyererde zu keiner Keimung der Samen.

Ein Keimreduzierung und Keimhemmung ist hauptsächlich bei der Speyererde zu bemerken.

Auch bei der Hirse sind die besonders langen Wurzeln auffällig. Die Ausbildung der Seitenwurzeln ist stark eingeschränkt.

Tabelle 15 Phthalsäurediethylester - Hirse

Boden	Konzentration mg/kg	Keimzahl nach 14 d	Keimrate in % (Kontrolle 100)	Frischm. 14d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)	Frischm. 28 d (Anzahl)	Menge in % (Kontrolle 100)
Sp	0	56	100	0,698 g (29 Stck.)	100	-	-
Ra	0	45	100	0,428 g (23 Stck.)	100	0,626 g (22 Stck.)	100
Ku	0	98	100	0,160 g (48 Stck.)	100	0,233 g (50 Stck.)	100
Sp	100	22	39	0,800 g (10 Stck.)	114,6	-	-
Ra	100	34	76	0,168 g (18 Stck.)	39,2	0,245 g (19 Stck.)	39,1
Ku	100	96	98	0,146 g (55 Stck.)	91,4	0,165 g (58 Stck.)	70,7
Sp	1000	10	18	0,305 g (6 Stck.)	43,7	-	-
Ra	1000	24	53	0,106 g (14 Stck.)	24,8	0,177 g (14 Stck.)	28,3
Ku	1000	96	98	0,095 g (49 Stck.)	59,4	0,150 g (52 Stck.)	64,7
Sp	5000	0	0	0	0	-	-
Ra	5000	0	0	0	0	0	0
Ku	5000	47	48	0,062 g (28 Stck.)	38,9	0,080 g (26 Stck.)	34,5

4.3. Regenwurmtest

Regenwürmer (Lumbriciden) haben eine große Bedeutung für den Erhalt der Bodenfunktion. Sie beeinflussen durch ihre Aktivitäten die biologischen, physikalischen und chemischen Eigenschaften des Bodens (Bodenstruktur, Wasserhaltekapazität, Porosität, Sauerstoffversorgung).

Sie ernähren sich von abgestorbenen organischen Resten und nehmen dabei auch mineralische Bestandteile des Bodens mit auf. Durch ihre Lebens- und Ernährungsweise stehen sie im direkten Kontakt mit den Schadstoffen, so daß angenommen werden kann, daß bei einer Schädigung der Regenwürmer auch andere Bodenorganismen geschädigt werden können.

Der akute Regenwurmtest wurde in Anlehnung an die OECD-Richtlinie 207 „Earthworm, Acute Toxicity Test“ durchgeführt.

Referenzsubstanz

Zur Testung der Empfindlichkeit der Regenwürmer und des Testsystems wurde als Referenzsubstanz Chlorazetamid eingesetzt. Als Substrat wurde lediglich die Kunsterde verwendet. Als LC_{50} - Wert wurde 30 mg/kg ermittelt. Vergleicht man diesen Wert mit den in der Literatur angegebenen, so liegt dieser an der oberen Grenze (Literaturangaben: 15,8 - 28 mg/kg).

Testparameter

Als Parameter wurde die primäre Mortalität nach 7 und 14 nach Tagen festgestellt. Das Gesamtgewicht der pro Versuchsgefäß eingesetzten Tiere wurde nur für die

Kunsterde gemessen. Ein weiteres Kriterium war die zu beobachtende Aktivität der Würmer. Dazu wurden diese auf ein Filterpapier gelegt. Würmer die sich nicht nach 5 min verkrochen hatten, aber noch lebten, galten als in ihrer Lebensfähigkeit eingeschränkt.

Bodensubstrat

Für die Tests wurden vier verschiedene Substrate verwendet. Diese stammen von recht unterschiedlichen Standorten, so daß eine gewisse Bandbreite der vorkommenden Bodentypen überprüft wurde. Neben dem in der OECD-Richtlinie angegebenen Kunstboden aus Quarzsand, Torf, Bentonit und Calciumcarbonat wurden ein Boden aus einem Waldgebiet (Fasanenkippe) und zwei verschiedene Wiesenböden verwendet.

Die Substratfeuchte wurde jeweils auf 50 % der Wasserhaltekapazität ($WK_{\max}$) eingestellt.

Kontakttest

Bei den Kontakttest wurden die Regenwürmer in Petrischalen direkt mit der Chemikalie konfrontiert. Dazu wird ein Filterpapier entsprechender Größe mit der Chemikalie imprägniert. Die Regenwürmer müssen dann 24, 48 bzw. 72 Stunden auf dem getränkten Papier liegen bleiben. Die Petrischalen wurden mit einer perforierten Folie abgedeckt. Damit sich die Würmer nicht gegenseitig beeinflussen können, wurde pro Schale nur ein Wurm verwendet.

Das Ziel war die Bestimmung der letalen Konzentration (LC) der entsprechenden Chemikalie für den Regenwurm (*Eisenia fetida*).

Versuchsspezies

Als Regenwurmspezies wurde *Eisenia fetida* verwendet. Der Zuchtansatz wurde von der Firma Neudorf bezogen. Eine weitere Haltung und Vermehrung erfolgte dann in Plastikisten von ca. 0,5 m³ Volumen in einem Gemisch aus 50 % Torf und 50 % abgelagerten Pferdemist, der auch gleichzeitig als Nahrungsquelle dient.

4.3.1. Versuchsergebnisse - Phthalimid

Kontakttest

Phthalimid ist in den gängigen Lösungsmitteln wie Alkohol, Aceton, Hexan so gut wie unlöslich. Eine befriedigende Löslichkeit, abgesehen von Pyridin, konnte nur in Eisessig festgestellt werden. Auf Grund dieses Problems lag die höchste getestete Konzentration für den Kontakttest bei 0,1 mg/cm². Nach 48 Stunden Versuchszeit lebten alle Regenwürmer. Lediglich nach 72 Stunden lebten von den 10 eingesetzten Versuchstieren zwei Individuen nicht mehr.

Ein LC-Wert kann deshalb für diese Substanz nicht angegeben werden.

Regenwurm- Substrattest

Der Substrattest wurde in 4 verschiedenen Erden durchgeführt. Es zeigte sich, daß bei allen verwendeten Erden bis zu einer Konzentration von 1000 mg / kg die Überlebensrate der Regenwürmer bei nahezu 100 % lag (siehe Anlage 2 Tabellen 2.01, 2.02, 2.03, 2.04).

Erst bei einer Konzentration von 5000 mg/kg konnte eine signifikante Sterberate festgestellt werden. Diese scheint stark vom Substrat abzuhängen. In der humosen Erde von der Fasanenkippe wurde die geringste Sterberate mit 32 % festgestellt, gefolgt von dem Kunstsubstrat mit 85 %. Eine vollständige Mortalität wurde bei der Speyererde 2.2, ein sandiger Lehm ohne bedeutenden Humusbestandteile, festgestellt.

Der LC_{50} - Wert für den Substrattest liegt für Phthalimid höher als 1000 mg / kg.

4.3.2. Versuchsergebnisse - 2-Naphthol

Kontakttest

Auf 2-Naphthol reagieren Regenwürmer sehr empfindlich. Bei einer Konzentration über 0,05 mg/cm² überleben keine Regenwürmer nach einer Kontaktzeit von 24 Stunden (siehe Anlage 2 Tabelle 2.05). Erst unter einer Konzentration von 0,005 mg/cm² liegt die Überlebensrate nach 24 Stunden bei 100%. Aber schon bei einer Kontaktzeit von 48 Stunden sterben von 10 Regenwürmern 4, diese erhöht sich nach 72 Stunden auf 8.

Folgender grafisch abgeschätzter LC_{50} - Wert kann angegeben werden:

LC_{50} : 19,5 µg / cm² (24 h)

LC_{50} : 5,8 µg / cm² (48 h)

Regenwurm - Substrattest

Für 2-Naphthol wurden Konzentrationen im Boden von 1 - 1000 mg/kg getestet.

Die Reaktionen der Regenwürmer in den einzelnen Substraten waren sehr unterschiedlich. In der sandig, lehmigen Speyererde 2.2 starb von den eingesetzten Würmern bei einer Konzentration von 1000 mg/kg lediglich ein Wurm, so daß man nicht von einer konzentrationsabhängigen Sterberate sprechen kann. In der Kunsterde starben bei der gleichen Konzentration alle eingesetzten Würmer. Schon bei dem Wert von 500 mg/kg lag die Mortalität bei 85 %.

Für die eingesetzten Substrate wurden folgende Überlebensraten bei 1000 mg/kg festgestellt:

Kunsterde:	0 %
Fasanenkippe:	100 %
Speyererde 2.2:	97 %
Rasenerde:	87 %

Für die Kunsterde läßt sich ein grafisch abgeschätzter LC-Wert ermitteln.

LC_{50} : 285 mg / kg (14 d)

4.3.3. Versuchsergebnisse - Aluminiumnitrat

Kontakttest

Auch auf Aluminiumnitrat-Nonahydrat reagieren Regenwürmer überraschend empfindlich. Schon bei einer Konzentration von 0,1 mg/cm² sterben nach 24 Stunden 20 % der Probanden. Würde man nur die Konzentration des Aluminiums berücksichtigen, käme man auf einen Wert von 0,007 mg Al/cm². Die Mortalitätsrate steigt stetig an und erreicht 100 % bei einer Konzentration von 0,5 mg/cm² bzw. 0,036 mg Al/cm². Betrachtet man das Überleben nach 48 Stunden, so ist schon bei einer Konzentration von 0,15 mg/cm² (0,011 mg Al/cm²) kein lebender Regenwurm mehr vorhanden.

Der angegebene LC₅₀ - Wert wurde grafisch abgeschätzt:

$$LC_{50} : 198 \mu\text{g} / \text{cm}^2 (24 \text{ h})$$

Regenwurm - Substrattest

Aluminiumnitrat zeigt gegenüber Regenwürmer der Art *Eisenia fetida* bis 1000 mg/kg kaum toxische Eigenschaften.

Lediglich eine eingeschränkte Vitalität war bei einigen Individuen im Kunstsubstrat zu beobachten. Betrachtet man den Wert von 5000 mg/kg (359,6 mg Al/kg) so zeigt sich wiederum, daß die humusreichere Erde von der Fasanenkippe die Toxizität des Aluminiumsulfates weitestgehend kompensiert. Lediglich ein toter Wurm war bei 5000 mg/kg zu verzeichnen.

Im Kunstsubstrat lag bei diesem Schadstoffgehalt die Mortalitätsrate bei 62 % und bei der Speyererde 2.2 bei 27 %.

Legt man nur die Toxizität der Aluminiumionen zu Grunde, so sind bis zu einer Konzentration 71,9 mg Al/kg (1000 mg/kg) keine toxischen Effekte zu erwarten.

4.3.4. Versuchsergebnisse - Phthalsäuremethylester

Phthalate haben fettlösende Eigenschaften und können so gut durch das Gewebe in die Haut und in den Körper der Probanden eindringen. Dies sollte sich auch in einer erhöhten Toxizität niederschlagen. Es stellte sich jedoch heraus, daß die Überlebensrate in den ersten 24 Stunden im Vergleich zu den anderen getesteten Substanzen doch recht hoch ist. Die Spanne des Überlebens ist jedoch gering. Leben bei einer Konzentration von 0,1 mg/cm² noch 80 % aller Würmer, so sind schon bei einem Gehalt von 0,5 mg/cm² alle Individuen gestorben.

Bei den Versuchen zeigte sich, daß im Vergleich zum Phthalsäurediethylester der Methylester etwas toxischer ist. Folgender LC₅₀ - Wert wurde grafisch abgeschätzt:

$$LC_{50} : 225 \mu\text{g} / \text{cm}^2 (24 \text{ h})$$

Von Neuhaus et al. [] wurde für *Eisenia fetida* ein LC₅₀ - Wert von 440-690 µg/cm² ermittelt. Bei dieser Konzentration (500 µg/cm²) starben alle Individuen.

Regenwurm - Substrattest

Bis zu einer Konzentration von 1000 mg/kg zeigen die Würmer in der Erde von der Fasanenkippe die höchste Empfindlichkeit, was sich nicht in der Mortalität, sondern in der Vitalität (geringe Aktivität bei Lichteinwirkung) äußert.

Bei einer Dimethylphthalatkonzentration von 1000 mg/kg liegt die Überlebensrate zwischen 97 % (Speyererde 2.2) und 82 % (Fasanenkippe, Rasenerde).

Beträgt die Konzentration im Boden 5000 mg/kg, zeigen die Regenwürmer eine eigenartige Reaktion. Obwohl die Versuchsgefäße beleuchtet wurden, krochen die Würmer bei dem Substraten Fasanenkippe und Speyererde nicht in den Boden. Auch das Eingraben in das Substrat brachte nur einen geringen Erfolg. Ein Großteil der Regenwürmer kam wieder aus der Erde und vertrocknete schließlich nach einiger Zeit auf der Oberfläche des Substrates.

Diese Erscheinung war beim Kunstsubstrat nicht zu beobachten, was auch zur Folge hatte, daß 72 % der Würmer überlebten.

4.3.5. Versuchsergebnisse - Phthalsäurediethylester

Auch Phthalsäurediethylester besitzt fettlösende Eigenschaften. Die abgestorbenen Tiere zeigten Auflösungserscheinungen, was sich in einem starken Austreten von Körperflüssigkeiten bemerkbar machte. Die Toxizität ist jedoch im Vergleich zum Dimethylphthalat etwas geringer. Als letale Konzentration wurde folgender Wert abgeschätzt:

$$LC_{50} : 370 \mu\text{g} / \text{cm}^2 (24 \text{ h})$$

Regenwurm - Substrattest

Für den Phthalsäurediethylester ergeben sich ähnliche Ergebnisse (siehe Anlage 2 Tabelle 2.01, 2.02, 2.03, 2.04). Auch hier ist die Toxizität in der Kunsterde deutlich geringer als in den anderen getesteten Substraten. Hier ist bei 1000 mg/kg lediglich eine Mortalitätsrate von 8 % zu verzeichnen, die bei einer Konzentration nur unbedeutend auf 10 % ansteigt. Vergleicht man diese Ergebnisse mit den anderen Erden, so liegt die Mortalität bei 1000 mg/kg zwischen 13 % (Speyererde 2.2) und 22 % (Fasanenkippe, Rasenerde). Auch bei 5000 mg Diethylphthalat pro kg Substrat ist bei den Regenwürmern der gleiche Effekt, wie unter Dimethylphthalat beschrieben, zu beobachten. Das hat zur Folge, daß bis auf wenigen Ausnahmen alle Regenwürmer in den Gefäßen verendet waren.

Im allgemeinen ist zu bemerken, daß die Vitalität der Regenwürmer ab Konzentrationen von 100 mg bedeutend geringer als bei den Vergleichsindividuen war.

4.4. Dehydrogenaseaktivität

Im Kohlenstoff- und Energiegestoffwechsel werden unter aeroben Bedingungen organische Substanzen durch Mikroorganismen mit Sauerstoff oxidiert. Solche Prozesse vollziehen sich innerhalb intakter, lebender Zellen. Eine wichtige Rolle in der Steuerung dieser Prozesse spielen die verschiedenen Dehydrogenasen, die mit den Oxidasen, Reduktasen und Oxygenasen zu den Oxidoreduktasen zusammengefaßt werden. Sie stellen die größte Gruppe aller Enzyme dar. Da eine Vielzahl spezifischer Dehydrogenasen an biologischen Substratoxidationen beteiligt sind, wird die Summe ihrer Aktivitäten häufig als Indikator biologischer Reduktionsprozesse sowie als Maß für die Intensität mikrobieller Stoffumsetzungen im Boden angesehen.

Die Aktivität läßt sich in verschiedener Weise bestimmen. Eine gängige Methode ist die Verwendung von Triphenyltetrazoliumchlorid als künstlicher Elektronenakzeptor an der Stelle von Sauerstoff, Chinonen oder Cytochrom. Als Reduktionsprodukt entsteht Triphenylformazan, das photometrisch gemessen wird.

Da auch Pflanzenwurzeln und tierisches Gewebe eine Dehydrogenaseaktivität besitzen, müssen Wurzelteile aus den Bodenproben entfernt werden.

Allgemeine Versuchsbedingungen

Die Böden sollten für die mikrobiologische Untersuchungen eine ausreichende Aktivität besitzen. Nach entsprechenden Voruntersuchungen wurden drei Böden unterschiedlicher Zusammensetzung verwendet. Sie entsprechen im wesentlichen den Bodentypen, die im Mitteldeutschen Raum vorkommen.

Für die Untersuchungen wurden eingesetzt:

- Speyererde 2.2 (sandig, lehmiger Wiesenboden)
- Erde von der Fasanenkippe (humoser Sandboden)
- Ackerboden Thalheim (lehmiger Sandboden)

Versuchsbedingungen:

- Einmischung der Schadstoffe und Einstellung der Wasserhaltekapazität auf 50%, Kultivierung der Töpfe bei 20 ± 2 °C unter normalen Lichtverhältnissen
- Probenahme nach 14 Tagen
- 10 g Bodenprobe in verschließbaren 50ml-Kolben
- 10 ml Pufferlösung entsprechenden pH-Wertes mit der notwendigen TTC-Menge, die in Vorversuchen optimiert wurde
- Bebrütung der Versuchansätze 48 Stunden bei 30 °C
- pro Konzentration wurden 6 Vergleichproben angesetzt
- Abstoppen der Reaktion mit 40 ml Aceton
- Messung der Extinktion bei diffusem Licht mit einem CADAS 50 (Firma Bruno Lange) bei 546 nm

4.4.1. Auswertung - Phthalimid

Phthalimid besitzt nur eine sehr geringe Wasserlöslichkeit. Eine Verbesserung der Löslichkeit ist aber durch Verschiebung des pH-Wertes in ein saures Milieu durchaus denkbar (gute Löslichkeit in Eisessig). Die Bioverfügbarkeit ist insgesamt relativ gering, so daß eine mögliche Toxizität sich in Grenzen halten sollte.

Für die Mikroorganismen des Fasanenkippe-Bodens stellt das Phthalimid eine verwertbare Kohlenstoffquelle dar. Die Dehydrogenaseaktivität nimmt kontinuierlich zu. Die Aktivität steigt ab 10mg/kg um 7,79% um dann bei einer getesteten Konzentration von 5000 mg/kg um 88,11 % anzusteigen (siehe Anlage 3, Tabelle 3.01).

Besonders hohe Aktivitätserhöhungen traten beim getesteten Ackerboden (Thalheim) auf. Da der Boden eine geringe Ausgangsaktivität besaß, fallen auch relativ geringere Erhöhungen stark ins Gewicht, so daß es z.B. bei der Konzentration von 5000 mg/kg zu einer Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität auf 538 % kam.

In der Speyererde 2.2 kam es nach einem geringen Anstieg der Dehydrogenaseaktivität bis zu einer Konzentration von 500 mg Phthalimid/kg zu einer Reduzierung um 11-18%.

Vergleicht man alle drei Böden untereinander, so kann verallgemeinert werden, daß bis zu einer Konzentration von 500 mg/kg von Phthalimid eine stimulierende Wirkung auf die Aktivität der Mikroorganismen ausgeht. Bei höheren Konzentrationen spielen dann, für mögliche verstärkte toxische oder fördernde Einflüsse des Schadstoffes, adsorptive Bestandteile des Bodens (Humus- und Kohlenstofffraktionen) eine entscheidende Rolle.

4.4.2. Auswertung - 2-Naphthol

2-Naphthol wirkte auf die Mikroorganismen aller drei getesteten Böden toxisch. Eine Ursache der verstärkten Toxizität ist die relativ gute Bioverfügbarkeit.

Für alle Böden war eine kontinuierliche Abnahme der Dehydrogenaseaktivität zu verzeichnen. Auch hier zeigte sich, daß bei dem recht humusreichen Boden der Fasanenkippe die Absenkung am wenigsten ins Gewicht fällt. Sie sinkt bei einer Konzentration von 1000 mg/kg auf 77,05% im Vergleich zur unbelasteten Kontrolle.

Bei dem Ackerboden (Thalheim) kam die Aktivität der Mikroorganismen fast zum Erliegen und erreichte nur noch 4,6%. Eine Mittelstellung nimmt die Speyererde 2.2 ein (siehe Anlage 3, Tabelle 3.01).

4.4.3. Auswertung - Aluminiumnitrat

Überraschenderweise hatte auch Aluminiumnitrat in den untersuchten Böden in geringen Konzentrationen eine toxische Wirkung auf die Mikroorganismenflora. Selbst in der Fasanenkippenenerde sank die Aktivität bei einer Konzentration von 5000 mg/kg auf 26,97%. Eine geringe Erhöhung konnte lediglich bei einer Anfangskonzentration von 10 mg/kg verzeichnet werden.

Auch bei den anderen Substraten sank die Dehydrogenaseaktivität kontinuierlich (siehe Anlage 3, Tabelle 3.01).

Legt man nur die Aluminiumkonzentration der Substanz zu Grunde, so würde bei 100 mg Aluminiumnitrat-Nonahydrat ein aktiver Aluminiumgehalt von 7,19 mg/kg und bei 5000 mg ein Gehalt von 359,61 mg/kg im Boden enthalten sein.

Der stimulierende Effekt, ausgeübt durch das verfügbare Nitrat, wird demnach durch die freien Aluminiumionen kompensiert.

4.4.4. Auswertung - Phthalsäuredimethylester

Für den Einfluß von Phthalsäuredimethylester gibt es für die drei getesteten Erden kein einheitliches Bild. Konnte man für den Boden der Fasanenkippe bei jeder Konzentration eine Zunahme der Dehydrogenaseaktivität verzeichnen, so liegt bei der Speyererde 2.2 der Fall genau umgekehrt. Dort ist bis zu einer Konzentration von 1000 mg/kg die Reduktion der Aktivität relativ gleich um ca. 20% (siehe Anlage 3, Tabelle 3.01). Eine drastische Verringerung der Dehydrogenase-aktivität war erst bei 5000 mg/kg zu verzeichnen. Die Aktivität sank auf 9,08 %.

Auch hier scheint die Ursache in dem erhöhten Gehalt an Humus zu liegen, der ein Großteil des Dimethylphthalats adsorbiert und damit nur noch schwer bioverfügbar ist.

Auch hier zeigte sich der Nachteil der geringeren Ausgangsaktivität des Ackerbodens. Die Stimulierung der Mikroorganismen macht sich hier wieder in einer drastischen Erhöhung der Dehydrogenaseaktivität bemerkbar. Erst bei einer Konzentration von 5000 mg/kg bricht die Mikroorganismenaktivität fast vollständig zusammen. Die Folge war die jetzt nur noch sehr geringe Aktivität von 10,75 %.

4.4.5. Auswertung - Phthalsäurediethylester

Für das Absinken der Dehydrogenaseaktivität bis zu einer Konzentration von 1000 mg/kg und einem Anstieg der Aktivität um 40 % auf 140 bzw. 146 % kann sowohl für die Speyererde 2.2 als auch für den Fasanenkippe-Boden nicht gegeben werden.

Der Verlauf der Dehydrogenaseentwicklung im Ackerboden (Thalheim) ähnelte den im Boden mit Phthalsäuredimethylester gemessenen Werten.

4.5. Kombinationstest

In einer natürlichen Biozönose leben Pflanzen, Regenwürmer und Bodenmikroorganismen nicht getrennt. Sie sind aufeinander angewiesen und beeinflussen sich gegenseitig.

Es wäre deshalb sinnvoll den Einfluß von Chemikalien auf das gesamte biologische System zu untersuchen und abzuschätzen. Im Freiland werden diese Untersuchungen schon praktiziert. Es wäre jedoch unverantwortlich, für die Testung und Untersuchung von Chemikalien in bezug auf das natürliche Ökosystem, Freilandflächen zu kontaminieren.

Sinnvoller wäre es, solche Biotope im kleineren Maßstab unter Gewächshausbedingungen zu simulieren.

Beispielhaft wurden deshalb zwei verschiedene Chemikalien einem sogenannten „Kombitest“ unterzogen.

Versuchsdurchführung

Als Versuchgefäße wurden Mitscherlichgefäße mit einem Inhalt von 2,5 kg Substrat verwendet. Als Substrat wurde ein Boden von der Fasanenkippe eingesetzt, der als humoser Sand zu bezeichnen ist.

Je einer Bodenprobe wurde 1000 mg 2-Naphthol/kg und 1000 mg Phthalsäurediethylester/kg zugemischt. Nach Einstellen der Wasserhaltekapazität von 60% wurden in das gleiche Gefäß je 10 Samenkörner Hirse und Rettich ausgesät. Nachdem die Samenkörner aufgegangen waren (nach 14 Tagen) wurden die Regenwürmer in die Mitscherlichgefäße eingebracht.

Der Wasserhaushalt wurde täglich kontrolliert, die Temperatur lag bei 20-22 °C und beleuchtet wurde 16 Stunden pro Tag.

Eine Auswertung der Versuche erfolgte 14 Tage nach Zugabe der Regenwürmer. Zu diesem Zeitpunkt wurden gleichzeitig die Dehydrogenaseaktivität bestimmt, die Anzahl der lebenden Regenwürmer überprüft und die Grünmasseentwicklung der Pflanzen gemessen.

Versuchsauswertung

In mit 2-Naphthol kontaminierten Erde konnte für Rettich eine reduzierte Grünmasseentwicklung festgestellt werden, die nur noch 48 % der entsprechenden Nullprobe aufwies. Auch für Hirse war eine Wuchsdepression zu beobachten. Diese war aber etwas geringer und der Ertrag lag bei 67 % (siehe Anlage 4, Tabelle 4.01). Auch hier zeigte sich, daß Hirse auf 2-Naphthol weniger empfindlich reagiert als Rettich. Andere äußerliche phytotoxische Merkmale waren nicht zu erkennen.

Von den eingesetzten Regenwürmern konnten alle lebend wiedergefunden werden. Auch die Bewegungsfähigkeit war nicht wesentlich eingeschränkt. Die Dehydrogenaseaktivität wurde um ca. 14% gehemmt und erreichte einen Wert von 86%. Vergleicht man diesen mit der gemessenen Dehydrogenaseaktivität ohne Pflanzen und Würmer (77%), so liegt dieser um fast 10% höher. Eine Ursache könnte in der besseren Luftversorgung des Bodens durch Pflanzenwurzeln und Regenwürmer liegen.

Auch in dem mit Phthalsäurediethylester kontaminierten Versuchsgefäß konnte für Rettich und Hirse eine Reduzierung des Pflanzenwuchses beobachtet werden. Die Wuchsdepression war annähernd gleich. Rettich erreichte 51% und Hirse 53% des Grünmasseertrages der Kontrollprobe. Eine leichte Verzögerung der Keimung von 3-4 Tagen konnte beobachtet werden, so daß die Regenwürmer 4 Tage später als bei der 2-Naphtholprobe eingesetzt wurden.

Andere phytotoxische Effekte als Minderwuchs konnten nicht beobachtet werden.

14 Tagen nach Einsetzen der Regenwürmer wurde der Versuch ausgewertet. Es wurden ebenfalls zu diesem Zeitpunkt die Parameter Dehydrogenaseaktivität, Regenwurm Mortalität und Grünmasseentwicklung untersucht.

In diesem Falle wurden nach Auszählung der Regenwürmer nur acht lebende und zwei tote gefunden, was eine Mortalitätsrate von 20 % bedeutet.

Die Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität ergab eine Erhöhung der Mikroorganismenaktivität um 38 % gegenüber der Kontrollprobe. Diese Erhöhung konnte in vorherigen Versuchen zur alleinigen Bestimmung der Dehydrogenaseaktivität nicht bestätigt werden. In diesen Untersuchungen wurde eine geringe Verminderung um 13% gemessen.

Betrachtet man die Gesamtheit der Ergebnisse, so kann man feststellen, dass ein Großteil der im „Kombinationstest“ gewonnenen Resultate recht gut mit den in den Einzeltests gewonnenen Ergebnissen korrelieren. Es müssten jedoch noch weitere vergleichende Untersuchungen stattfinden um diese Aussage zu bestätigen. Die wenigen durchgeführten Test sollten jedoch die Möglichkeit einer Kombination aller drei Testparameter, Pflanze, Regenwurm und Bodenmikroorganismen, überprüfen und simulieren.

5. Zusammenfassung und Empfehlungen

Angesichts ihrer zentralen Stellung im Ökosystem und der an sie gestellten Nutzungsansprüche nehmen die Böden eine Vielzahl von Funktionen wahr. Einige davon wurden unter dem Begriff „ökologische Bodenfunktionen“ zusammengefaßt. Aufgrund ihrer herausragenden Bedeutung für den Erhalt des Naturhaushaltes sollen sie durch das Bodenschutzgesetz vorrangig und langfristig geschützt werden. Dies muß auch bei der Beurteilung von wassergefährdenden Stoffen in ihrer Wirkung auf den Boden berücksichtigt werden.

Für die Bewertung von Böden im Hinblick auf ihre Belastung und Belastbarkeit durch Chemikalien existiert eine Anzahl verschiedener Bewertungskonzepte. Dabei sollte die ökosystemare Bewertung von Schadstoffen in Böden mindestens unter Berücksichtigung von Bodenart, organischer Substanz und pH-Wert erfolgen.

Vergleichende Untersuchungen zum Einfluß von Chemikalien auf terrestrische Organismen sind nur an einheitlichen Bodentypen, die auch chemisch und bodenphysikalisch definiert sind, sinnvoll. Auch läßt sich der beträchtliche materielle und zeitliche Aufwand bei der ökotoxikologischen Testung vieler Substanzen vereinfachen, wenn man sich auf die Überprüfung repräsentativer Substanzen aus Substanzgruppen beschränkt.

In den vergangenen Jahren wurden durch viele Forschungsvorhaben des Umweltbundesamtes, des BMBF und weiterer Institutionen zahlreiche Erkenntnisse zur Wirkung von Stoffen auf Bodenorganismen gesammelt. Diese Daten können grundsätzlich nach Systematisierung auch für die Bewertung wassergefährdender Stoffe herangezogen werden.

Auszugehen ist von der allgemein akzeptierten Einschätzung, daß fundierte Aussagen über die terrestrische Ökotoxizität von Schadstoffen nur zu treffen sind, wenn ein System von Parametern entwickelt wird, daß geeignet ist, den für die Erhaltung des ökosystemaren Gleichgewichtes notwendigen Zustand biologischer Bodenfunktionen und seine Veränderungen anzuzeigen.

Aus heutiger Sicht und insbesondere auch aus ökonomischen Gründen halten wir die Untersuchung des Zustandes der mikrobiellen Aktivität (z.B. Dehydrogenaseaktivität), Regenwurmmortalität (*Eisenia fetida*, EDIN ISO 11268-1/3) und die Bestimmung der Wirkung von Schadstoffen auf höhere Pflanzen (DIN ISO 11269-1, DIN ISO 11269-2, 1994; OECD 208, 1984) unter Berücksichtigung von abiotischen Bodenparametern wie pH, Feuchtigkeit, Temperatur, Kernnährstoffgehalt und Kationenaustauschkapazität für notwendig und ausreichend.

Unsere Untersuchungen wurden an Verbindungen durchgeführt, die in WGK eingestuft sind. Bekanntlich werden in Deutschland seit fast 20 Jahren Stoffe in Wassergefährdungsklassen (WGK) nach § 19g Wasserhaushaltsgesetz eingestuft, um abgestufte Anforderungen an die Sicherheitsauslegung von Anlagen zum Umgang mit wassergefährdenden Stoffen stellen zu können. Der Einstufung liegt ein eigenes Bewertungsschema zugrunde; sie erfolgt durch die Kommission Bewertung wassergefährdender Stoffe (KBwS). Dabei wird die stoffspezifische Wasserge-

fährdung von toxikologischen und ökotoxischen Daten, sowie dem Verteilungsverhalten und der Beständigkeit der Stoffe in der Umwelt bestimmt.

Grundlage für die Bestimmung und Einstufung des zu prüfenden Stoffes ist die Einstufung in R-Sätze, gemäß Anhang I Nr. 3 Gefahrstoff-Verordnung.

Die stoffspezifisch relevanten R-Sätze werden der jeweils aktuellen Stoffliste der RL 67/548/EWG, Anhang I entnommen, die national über die Gefahrstoff-Verordnung § 4a Abs. 1 bis 4 umgesetzt werden. Den so ermittelten R-Sätzen werden Bewertungspunkte gemäß der Tabelle zugeordnet. Liegen Nachweise der Prüfung auf bestimmte toxische Eigenschaften sowie bestimmte Auswirkungen auf die Umwelt für einen Stoff nicht vor, und ist der Stoff nicht in der jeweils aktuellen Gefahrstoffliste der EU (Anhang I zur RL 67/548/EWG) enthalten, werden dem Stoff sogenannte Vorgabewerte zugeordnet, die für die WGK-Bestimmung berücksichtigt werden müssen.

Die abschließende Einstufung in Wassergefährdungsklassen erfolgt dann über die Gesamtzahl der Bewertungspunkte, die sich aus der Summe der Bewertungspunkte (R-Satz Punkte plus Punkte für Vorgabewerte) ergibt.

Die seit 1. Juni 1999 geltende neue Verwaltungsvorschrift wassergefährdender Stoffe (VwVwS) enthält neben der Neueinstufung von weiteren Stoffen als wesentliche Änderung die Streichung der WGK 0 und die Bestimmung und Einstufung wassergefährdender Stoffe auf der Grundlage der R-Sätze aus dem Gefahrstoffrecht. In der vorliegenden Arbeit hielten wir aufgrund früherer Erkenntnisse eine Überprüfung einiger Substanzen in bestehenden Standardtests für sinnvoll, um den Aspekt Bodengefährdung innerhalb des WGK-Systems zukünftig berücksichtigen zu können. Adaptiert man dafür die Vorgehensweise wie bei der Ableitung von WGK, so war zunächst zu recherchieren, welche Erkenntnisse zu gefährlichen Eigenschaften des Stoffes bekannt sind. Dabei kommt den Eigenschaften des Basisdatensatzes besondere Bedeutung zu. Häufig sind weitere Untersuchungen durchzuführen.

Aus den oben genannten Ergebnissen unserer experimentellen Untersuchungen werden folgende Empfehlungen abgeleitet:

- Die Untersuchungen sollten an mindestens zwei Bodenarten (lehmiger Sand und sandiger Lehm), eventuell ergänzt durch einen mit dazu höheren Humusgehalten (4-8%), durchgeführt werden.
- Die im Pflanzentest eingesetzten drei Species haben sich bewährt, ihre Anzahl braucht nicht erweitert zu werden. Gegenüber den untersuchten Substanzen erwies sich Salat unter den gewählten Versuchsbedingungen als sehr sensitiv. Hirse ist als relativ unempfindliche Testpflanze einzustufen. Rettich besitzt eine eher mittlere Empfindlichkeit.
- Eine Wurzellängenmessung erscheint wenig sinnvoll, da offenbar keine Korrelation zwischen der Wurzellänge (mit dem morphologischen Erscheinungsbild der Wurzel) und der Chemikalienkonzentration herzustellen ist
- Die Verwendung von Kunsterde (aus Sand/Torf/Bentonit) ist für die o.g. Untersuchungen nicht gut geeignet.

- Wir empfehlen aus der Sicht des vorbeugenden Bodenschutzes die Ergänzung der bisherigen R-Sätze durch folgenden neuen: „Verbindung ist pflanzengefährdend“.
- Als gefährdungsbestimmende Merkmale könnten die Keimhemmung und/oder vermindertes Wachstum (Reduktion der Biomasse) innerhalb eines bestimmten Zeitraumes deklariert werden. Für beide Parameter sollten in weiteren Versuchen Grenzwerte ermittelt werden. Bei ihrer Unterschreitung würde die Verbindung als „pflanzengefährdend“ einzustufen sein. Die Versuchsdurchführung sollte dabei nach der bisher gut bewährten Internationalen Norm DIN ISO 11269-2 („Bestimmung der Wirkungen von Schadstoffen auf die Bodenflora“) erfolgen.
- Phthalsäurediethylester (eingestuft in die WGK 2) und Phthalsäuredimethylester (WGK 1) sind nach unseren Untersuchungen als bodengefährdend einzuschätzen. Obwohl beide Verbindungen als biologisch gut abbaubar gelten, scheint von ihnen eine echte Bodengefährdung auszugehen. Bereits in einer Konzentration < 100 mg/kg lassen sich deutliche toxische Wirkungen auf Pflanzen feststellen.
- Beide Verbindungen sollten (auch unter Einbeziehung der Literaturbefunde) die o. g. neue R-Satz-Einstufung erhalten.
- Obwohl die eingesetzten Tests als ausreichend für eine schnelle und ökonomisch vertretbare erste Bewertung von Substanzen über deren mögliche Bodengefährdung angesehen werden, wird die Einbeziehung weiterer Tests (z.B. Bodenatmung und N-Mineralisierung) in speziellen Fällen bzw. bei vertieften Prüfungen empfohlen.

6. Literaturverzeichnis

Alef, K.

Methodenbuch Bodenmikrobiologie

Ecomed Verlagsgesellschaft mbH, Landsberg/Lech, 1991

Beratergremium für umweltrelevante Altstoffe

Diethylphthalat

BUA-Stoffbericht 104(1994), 142p.

Capeletti, R., De Schiliuk, I. G., Vazquez de Doldan, G.

Nonhalogenated organic herbicides

Fac. Ing. Quim. (Univ. Nac. Litoral) 45(1982)1, 39-44

ECETOC-Working-Group

An assessment of the occurrence and effects of dialkyl-ortho-phthalates in the environment

ECETOC-Technical Report 19(1985), 61pp.

EPA-Working-Group

Ambient water quality criteria for phthalate esters

Environmental Protection Agency E; PA 440/5-80-067; 1980

Datenbanken - ECDIN, RTEC, BIOSYS, BIOL, TOXLINE

Ejlertsson, J., Myerson, U., Svensson, B. H.

Anaerobic degradation of phthalic acid esters during digestion of municipal solid waste under landfilling conditions

Biodegradation 7(1996)4, 345-352

El-Sebae, A. H., Soliman, S. A., El-Bakary, A. S., Kadous, E. A.

The role of wheat ATPase and diamine oxidase in phytotoxicity of substituted phthalimides

Int. Pest. Control. 23(1981)2, 51-54

Gunkel, J., Rönnpagel, K., Ahlf, W.

Eignung mikrobieller Biotests für gebundene Schadstoffe

Acta Hydrochim. Hydrobiol. 21(1993)4, 215-220

Jianlong, W. Ping, L., Qian, Y.

Biodegradation of phthalic acid esters by acclimated activated sludge

Environmental International 22(1996)6, 737-741

Kördel, W., Müller, J.

Abbau und Verlagerung von Phthalaten in Böden

Kriterien zur Beurteilung organischer Bodenkontaminationen: Dioxine (PCDD/F) und Phthalate

Internationale Expertenbeiträge und Resümee, Dechema e.V. 1995, 213-229

Neuhauser, E.F., Durkin, P.R., Malecki, M.R., Anatra, M.
Comparative toxicity of ten organic chemicals to four earthworm species
Comp. Biochem. Physiol. 83C(1986)1, 197-200

Neuhauser, E.F., Loehr, R.C., Malecki, M.R., Milligan, D.L., Durkin, P.R.
The toxicity of selected organic chemicals to the earthworm *Eisenia fetida*
J. Environ. Qual. 14(1985)3, 383-388

Reynolds, T.
Comparative effects of heterocyclic compounds on inhibition of lettuce fruit germination
J. Exp. Bot. 40(1989), 391-404

Reynolds, T.
Comparative effects of aromatic compounds on inhibition of lettuce fruit germination
Ann. Bot. 42(1978), 419-427

Rhodes, J.E., Adams, W.J., Biddinger, G.R., Robillard, K.A., Gorsuch, J.W.
Chronic toxicity of 14 phthalate esters to *Daphnia magna* and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*)
Environ. Toxicol. Chem. 14(1995)11, 1967-1976

Römbke, J., Bauer, C., Brodesser, J., Danneberg, G., Heimann, D., Schallnass, H.-J.
Grundlagen für die Beurteilung des ökotoxikologischen Gefährdungspotentials von Altstoffen im Medium Boden
UBA-Texte 53/95

Woodward, K.N., Smith, A.M., Mariscotti, S.P., Tomlinson, N.J.
Review of the toxicity of the esters of o-phthalic acid (Phthalate esters)
HSE-Toxicity Rev. 14(1985), 183 pp.

Tabelle: 1.01 Keimzahlen und Keimrate in Kunsterde mit Phthalimid**Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalimid - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	84	100	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	25	30	30%	30%
Phthalimid	1000 mg/kg	7	8	8%	8%
Phthalimid	5000 mg/kg	2	0	2%	0%

Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalimid - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	90	110	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	55	111	61%	101%
Phthalimid	1000 mg/kg	15	25	17%	23%
Phthalimid	5000 mg/kg	6	20	7%	18%

Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalimid - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	62	98	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	50	70	81%	71%
Phthalimid	1000 mg/kg	4	12	6%	12%
Phthalimid	5000 mg/kg	3	15	5%	15%

Tabelle: 1.02 Keimzahlen und Keimrate in Kunsterde mit 2-Naphthol**Substrat 1 (Kunsterde) - 2-Naphthol - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	84	100	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	38	71	45%	71%
2-Naphthol	100 mg/kg	79	93	94%	93%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 1 (Kunsterde) - 2-Naphthol - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	90	110	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	29	42	32%	38%
2-Naphthol	100 mg/kg	45	65	50%	59%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 1 (Kunsterde) - 2-Naphthol - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	62	98	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	11	26	18%	27%
2-Naphthol	100 mg/kg	57	88	92%	90%
2-Naphthol	1000 mg/kg	7	7	11%	7%

Tabelle: 1.03 Keimzahlen und Keimrate in Kunsterde mit Aluminiumnitrat**Substrat 1 (Kunsterde) - Aluminiumnitrat- Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	84	100	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	75	112	89%	112%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	80	114	95%	114%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	70	109	83%	109%

Substrat 1 (Kunsterde) - Aluminiumnitrat- Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	90	110	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	92	108	102%	98%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	62	114	69%	104%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	47	119	52%	108%

Substrat 1 (Kunsterde) - Aluminiumnitrat- Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	62	98	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	18	67	29%	68%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	42	82	68%	84%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	64	85	103%	87%

Tabelle: 1.04 Keimzahlen und Keimrate in Kunsterde mit PDME**Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalsäuredimethylester- Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	84	100	100%	100%
PDME	100 mg/kg	19	42	23%	42%
PDME	1000 mg/kg	25	36	30%	36%
PDME	5000 mg/kg	6	9	7%	9%

Substrat 1 (Kunsterde) -Phthalsäuredimethylester- Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	90	110	100%	100%
PDME	100 mg/kg	73	83	81%	75%
PDME	1000 mg/kg	70	77	78%	70%
PDME	5000 mg/kg	2	4	2%	4%

Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalsäuredimethylester - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	62	98	100%	100%
PDME	100 mg/kg	53	96	85%	98%
PDME	1000 mg/kg	87	97	140%	99%
PDME	5000 mg/kg	2	5	3%	5%

Tabelle: 1.05 Keimzahlen und Keimrate in Kunsterde mit PDEE**Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalsäurediethylester - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	84	100	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	83	92	99%	92%
PDEE	1000 mg/kg	43	66	51%	66%
PDEE	5000 mg/kg	5	15	6%	15%

Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalsäurediethylester - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	90	110	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	89	108	99%	98%
PDEE	1000 mg/kg	73	90	81%	82%
PDEE	5000 mg/kg	16	34	18%	31%

Substrat 1 (Kunsterde) - Phthalsäurediethylester - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	62	98	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	56	96	90%	98%
PDEE	1000 mg/kg	60	96	97%	98%
PDEE	5000 mg/kg	22	47	35%	48%

Abbildung: 1.01 Keimzahlen in Kunsterde mit Phthalimid

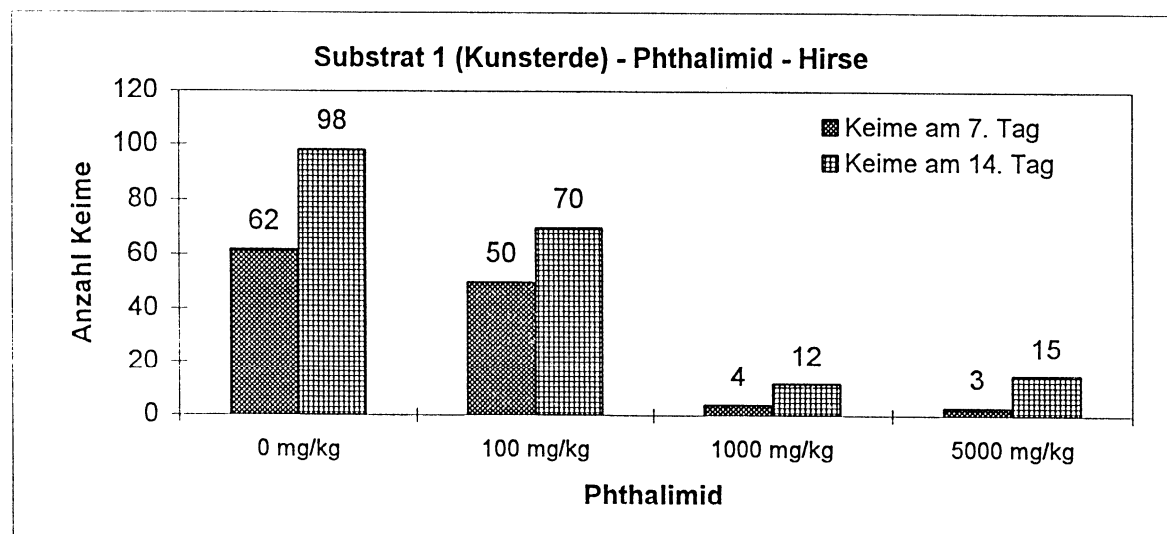
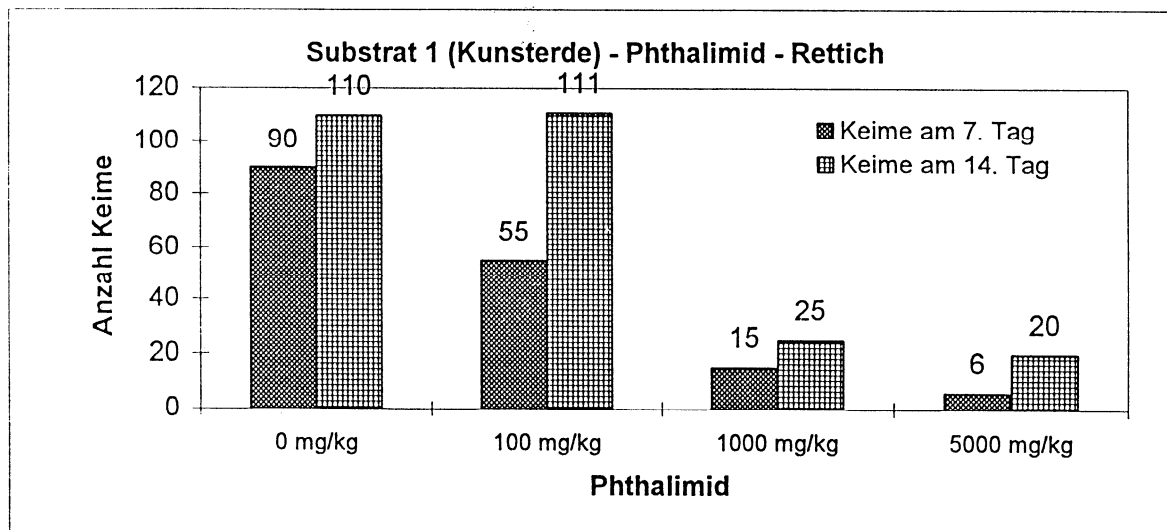
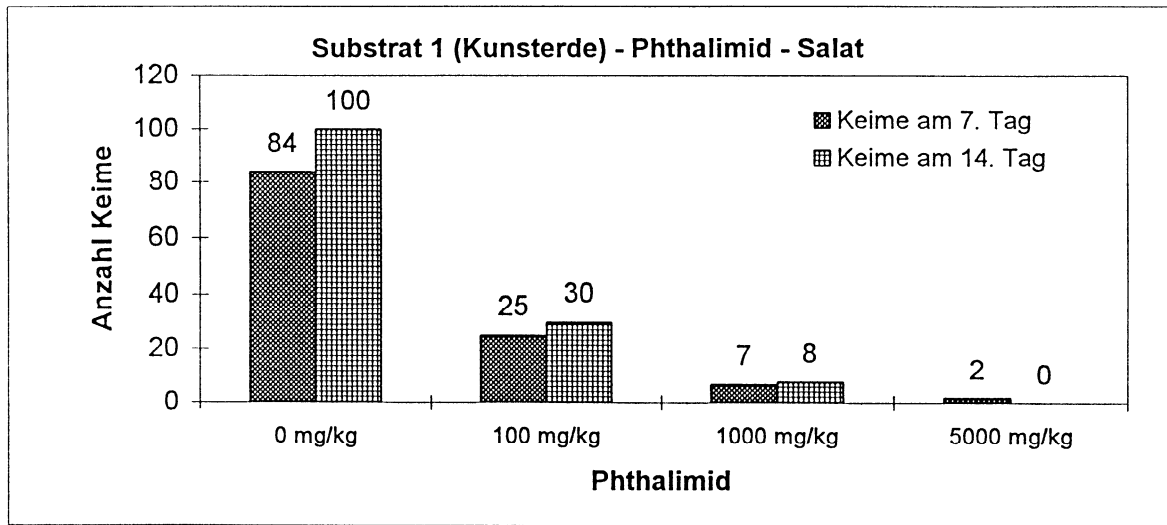


Abbildung: 1.02 Keimrate in Kunsterde mit Phthalimid

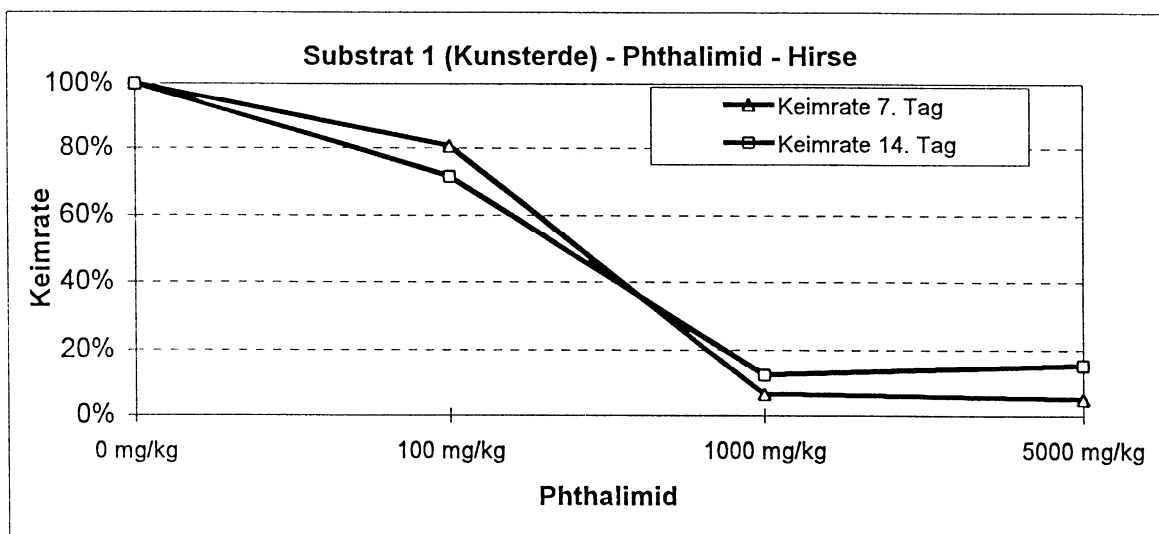
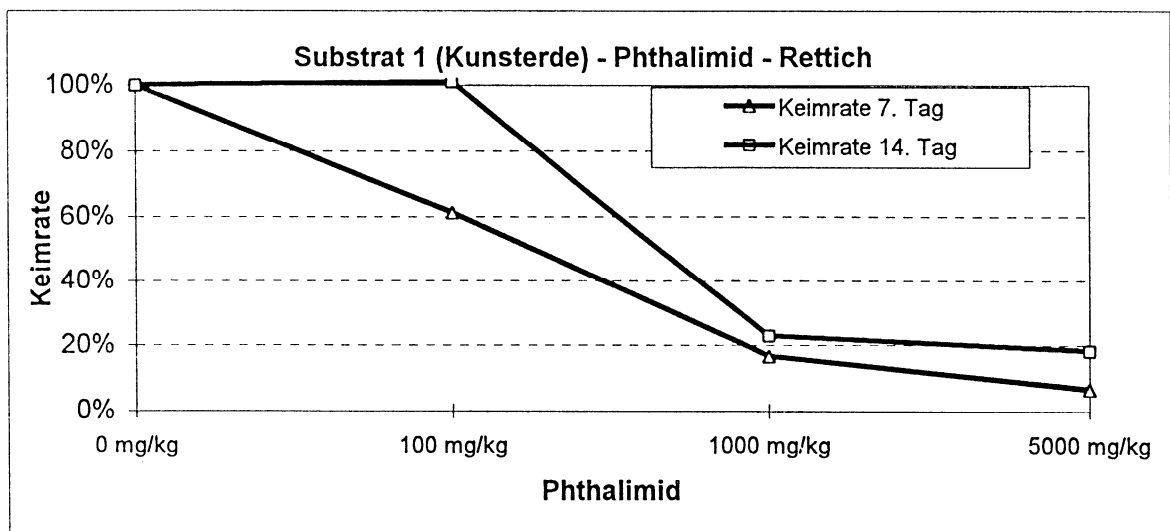
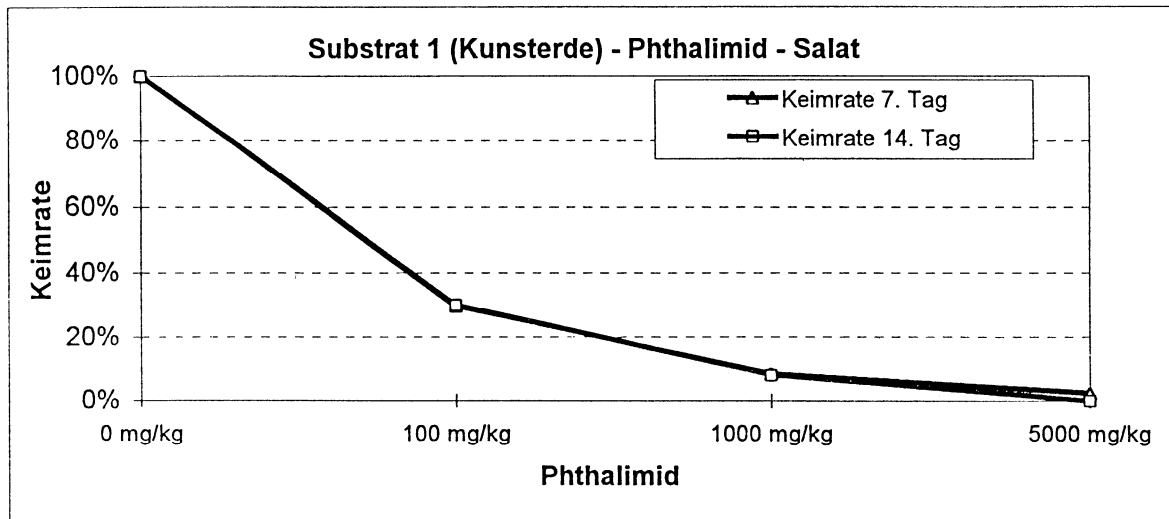


Abbildung: 1.03 Keimzahlen in Kunsterde mit 2-Naphthol

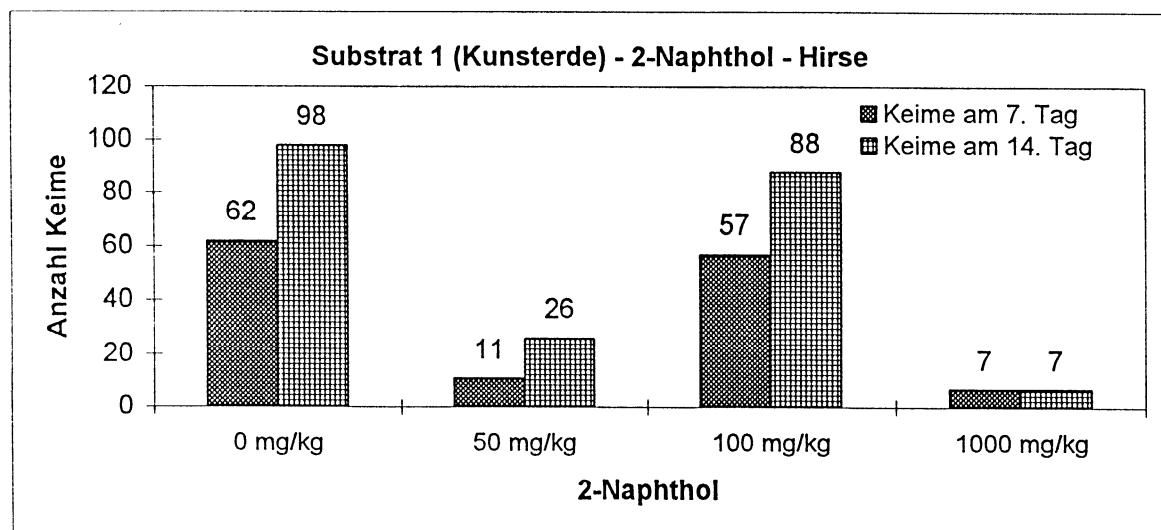
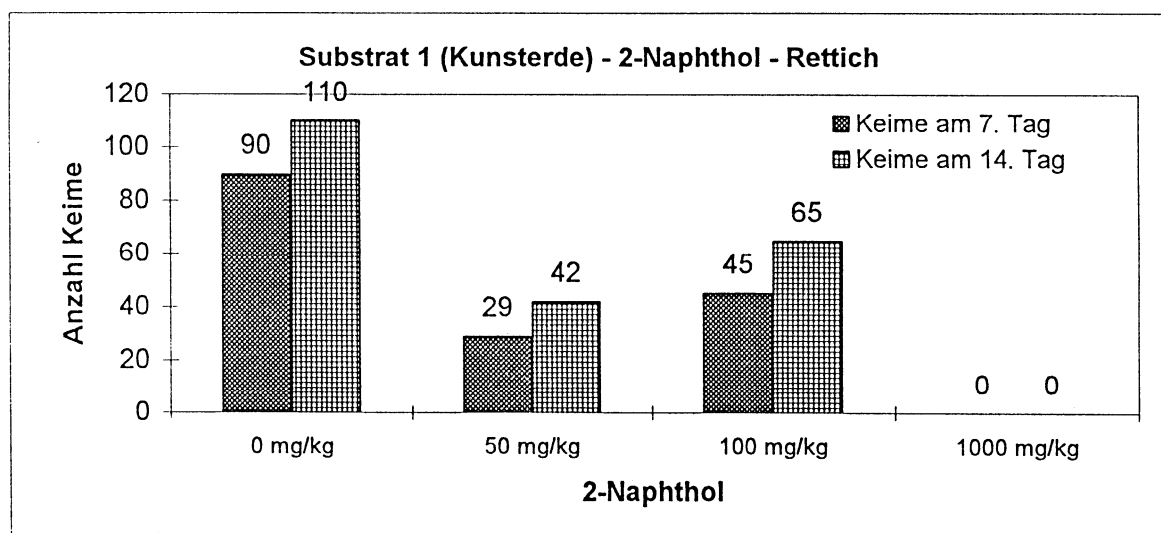
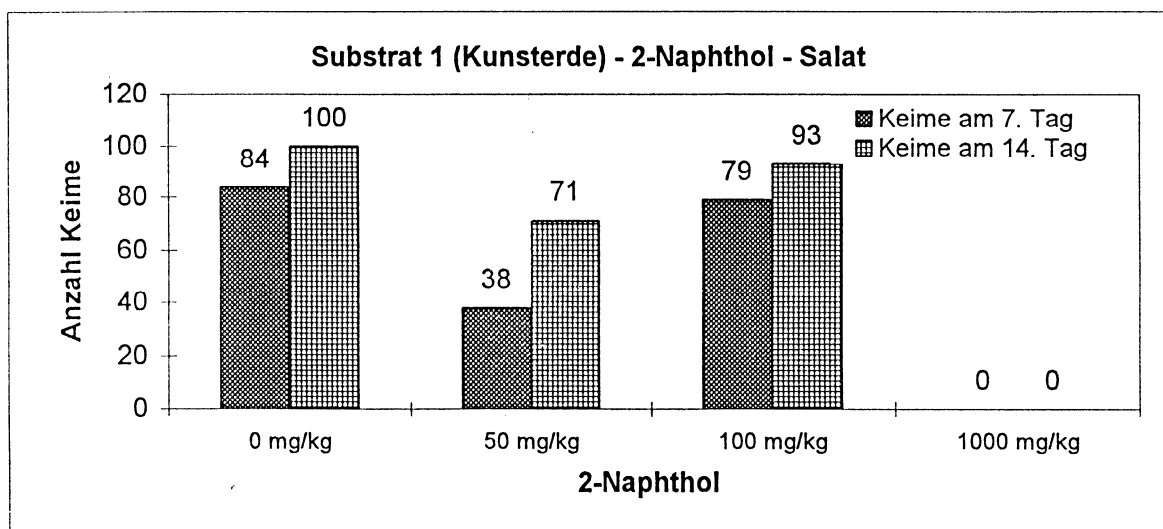


Abbildung: 1.04 Keimrate in Kunsterde mit 2-Naphthol

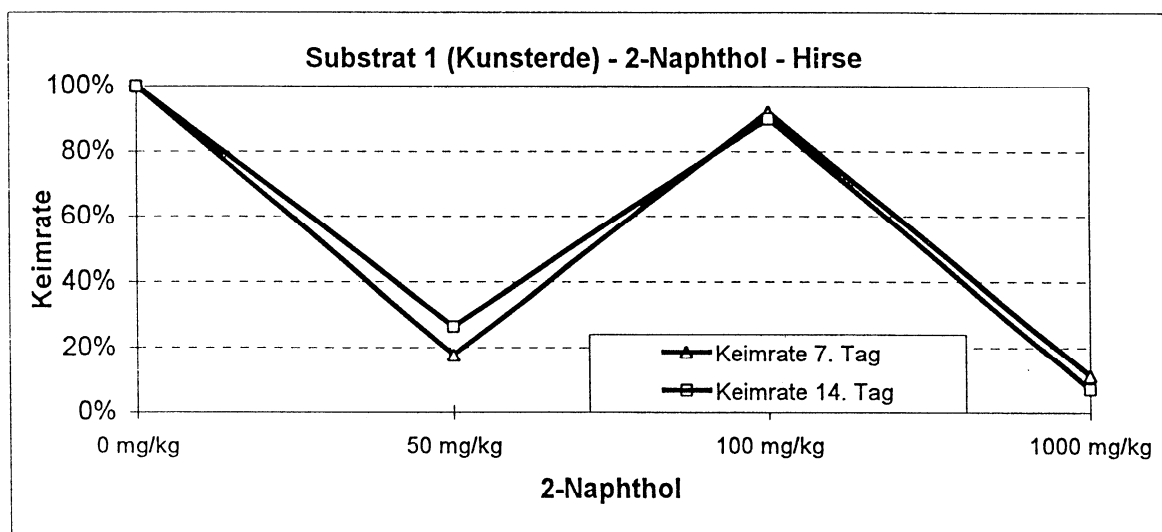
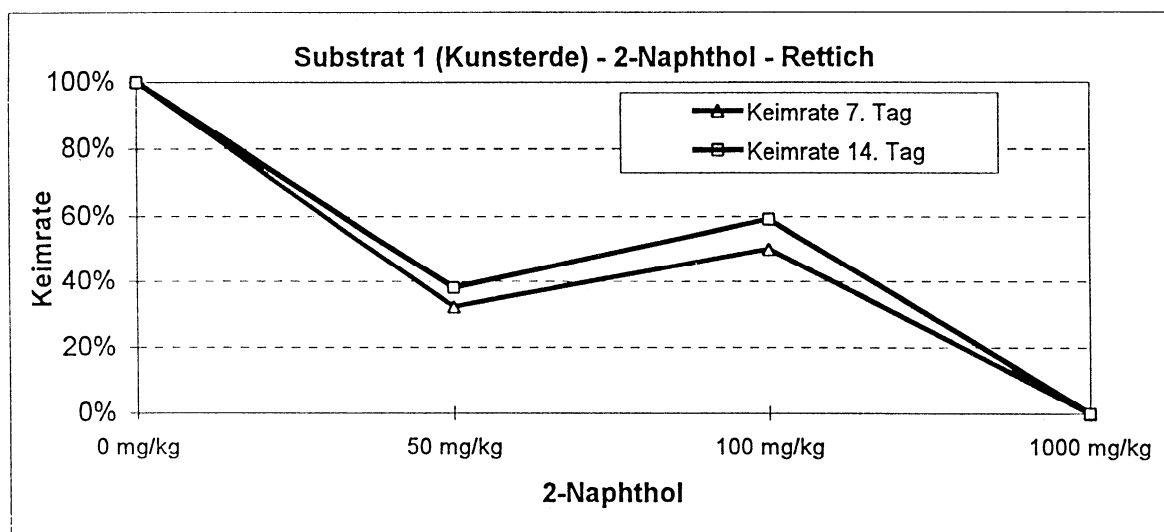
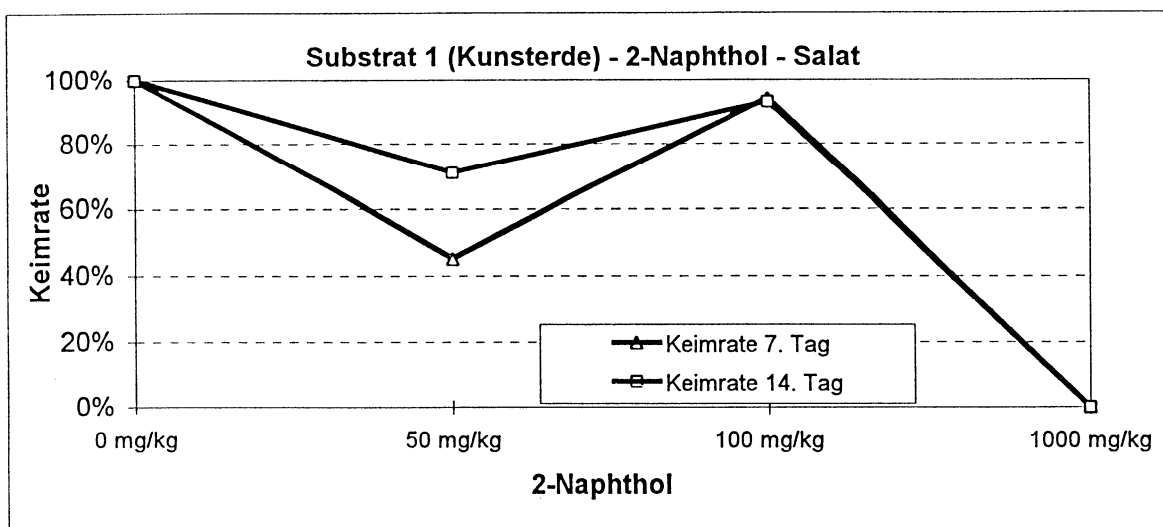


Abbildung: 1.05 Keimzahlen in Kunsterde mit Aluminiumnitrat

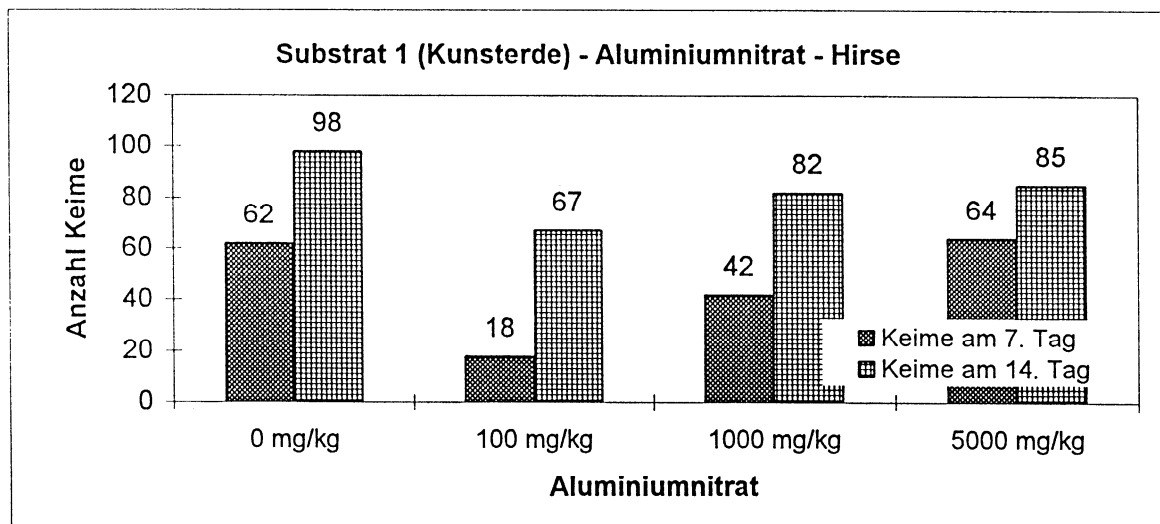
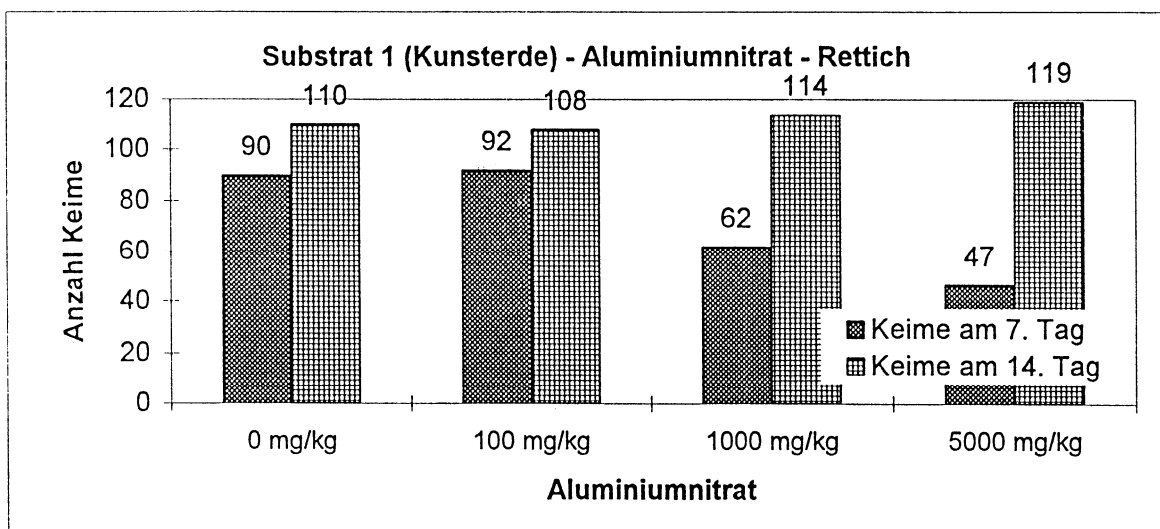
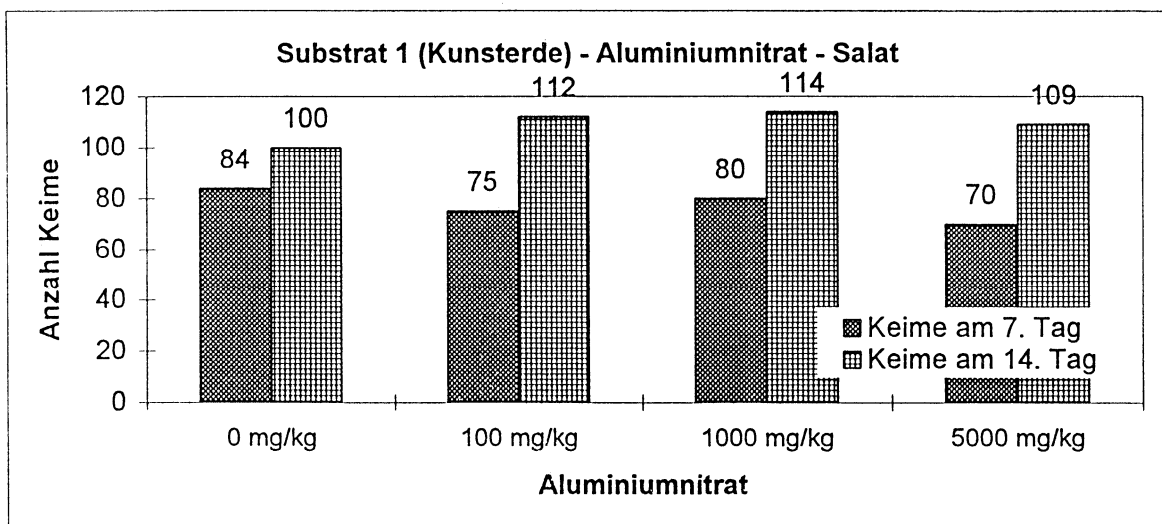


Abbildung: 1.06 Keimrate in Kunsterde mit Aluminiumnitrat

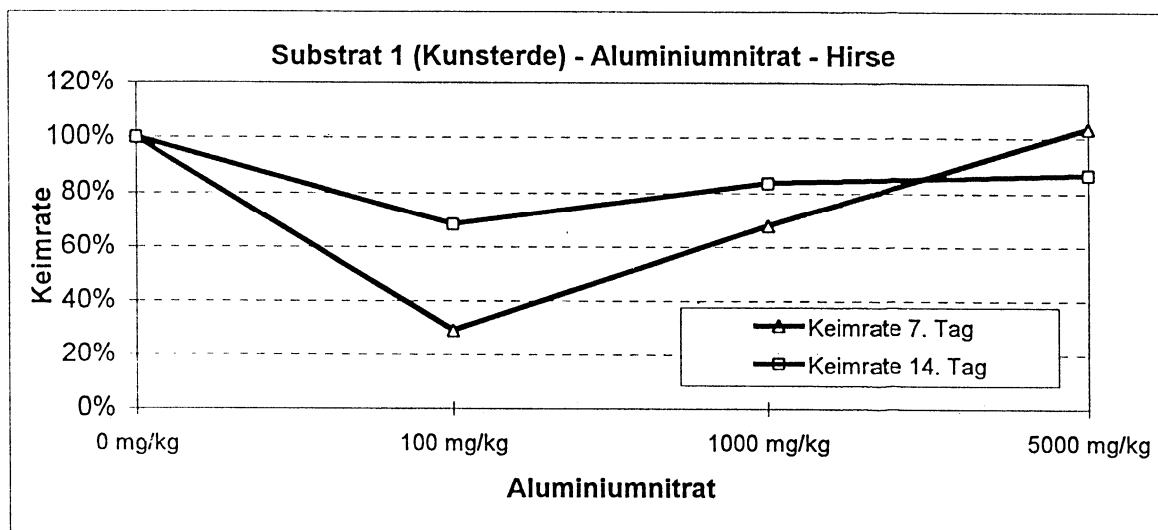
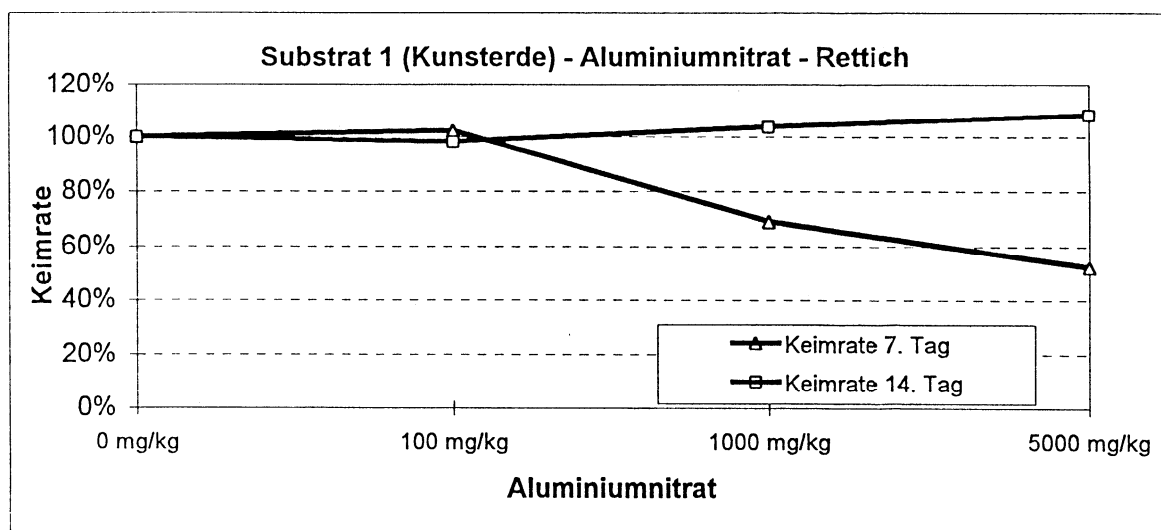
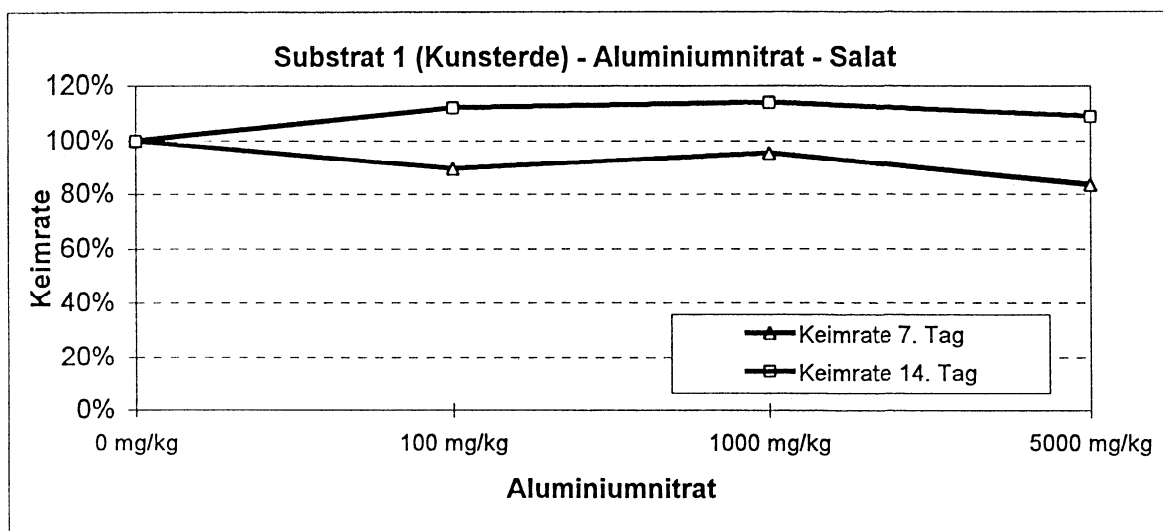


Abbildung: 1.07 Keimzahlen in Kunsterde mit PDME

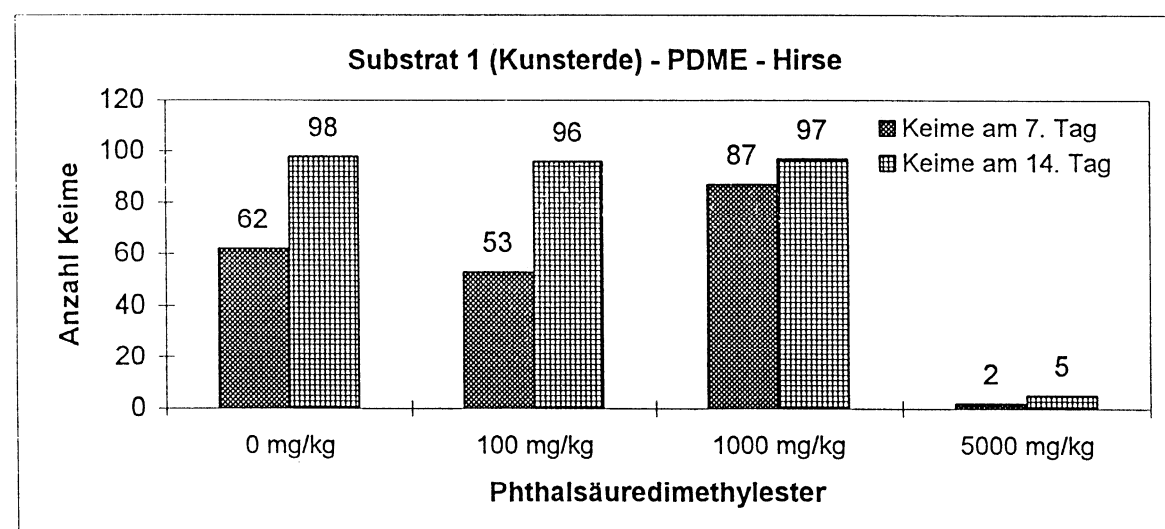
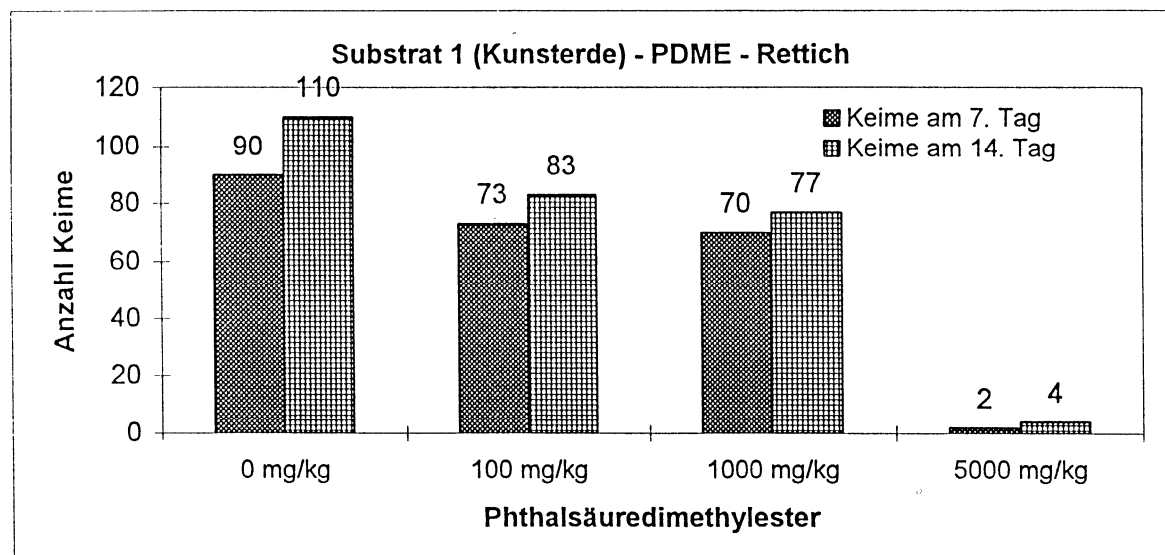
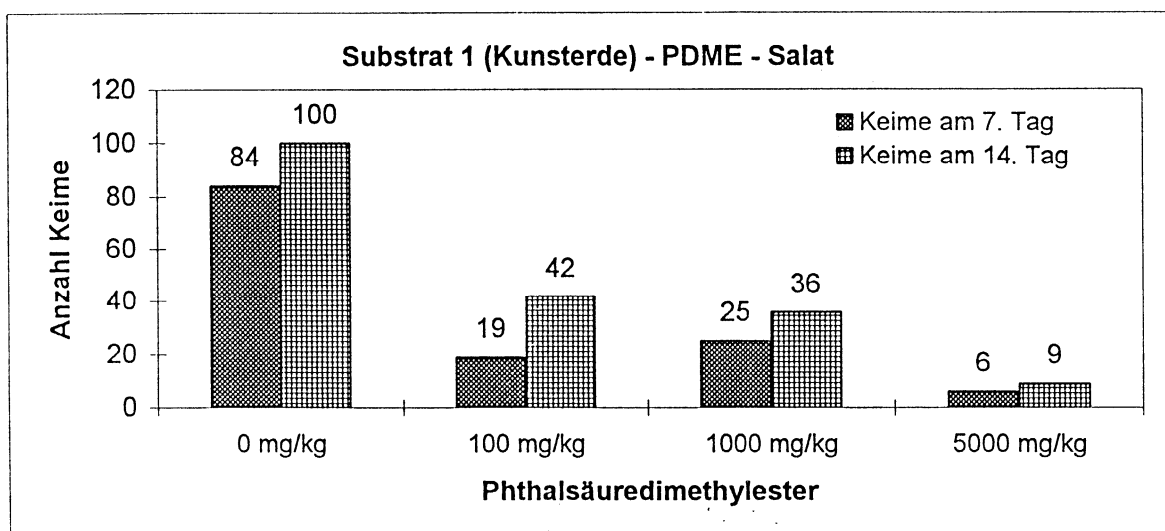


Abbildung: 1.08 Keimrate in Kunsterde mit PDME

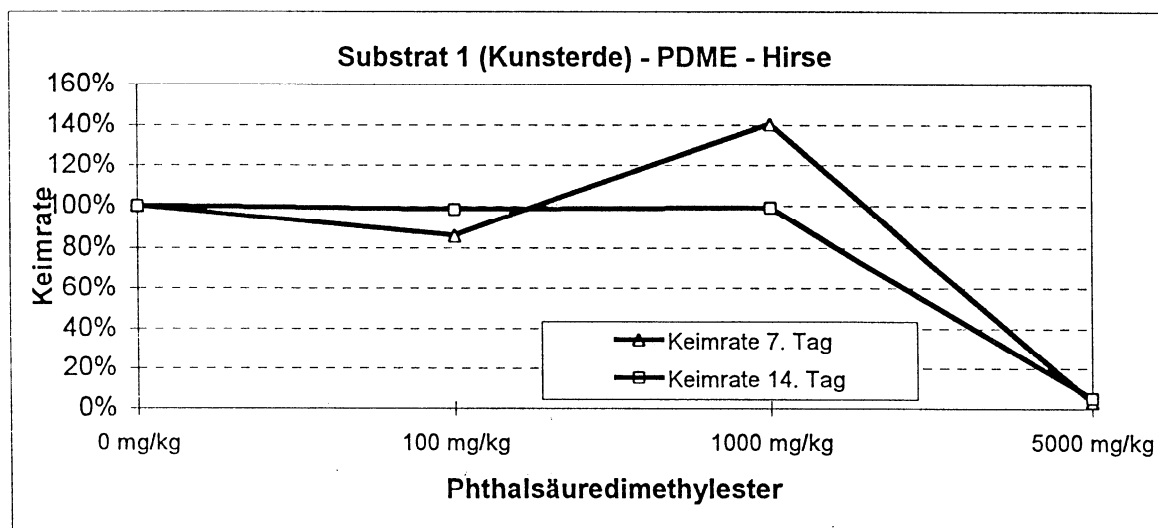
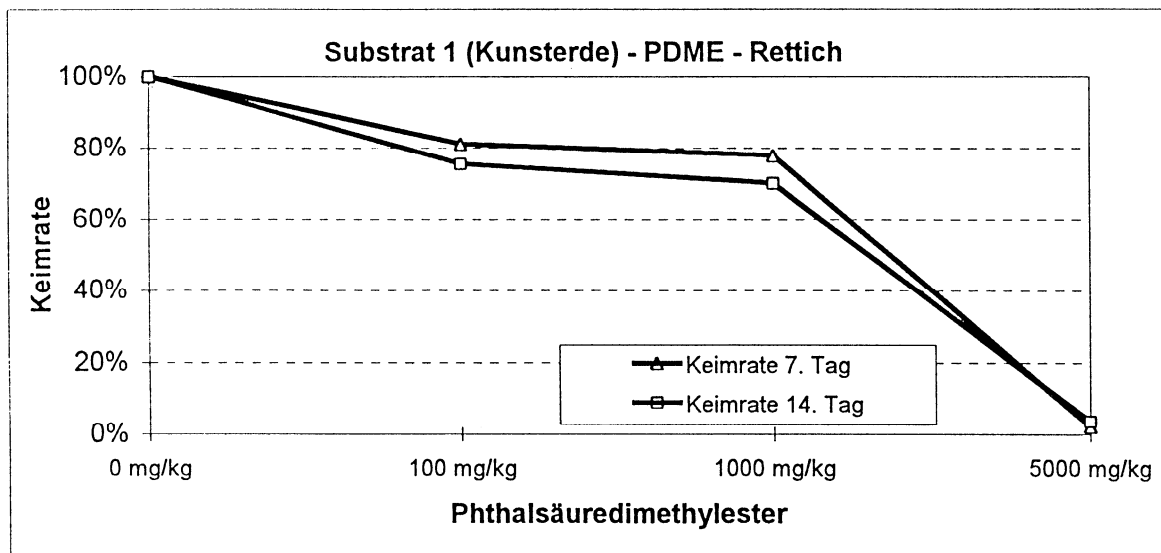
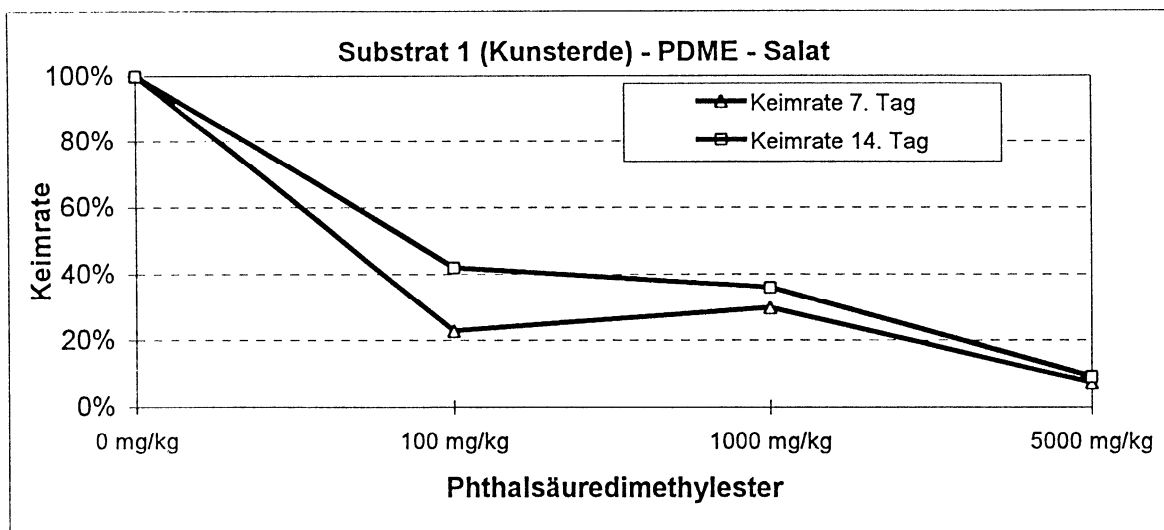


Abbildung: 1.09 Keimzahlen in Kunsterde mit PDEE

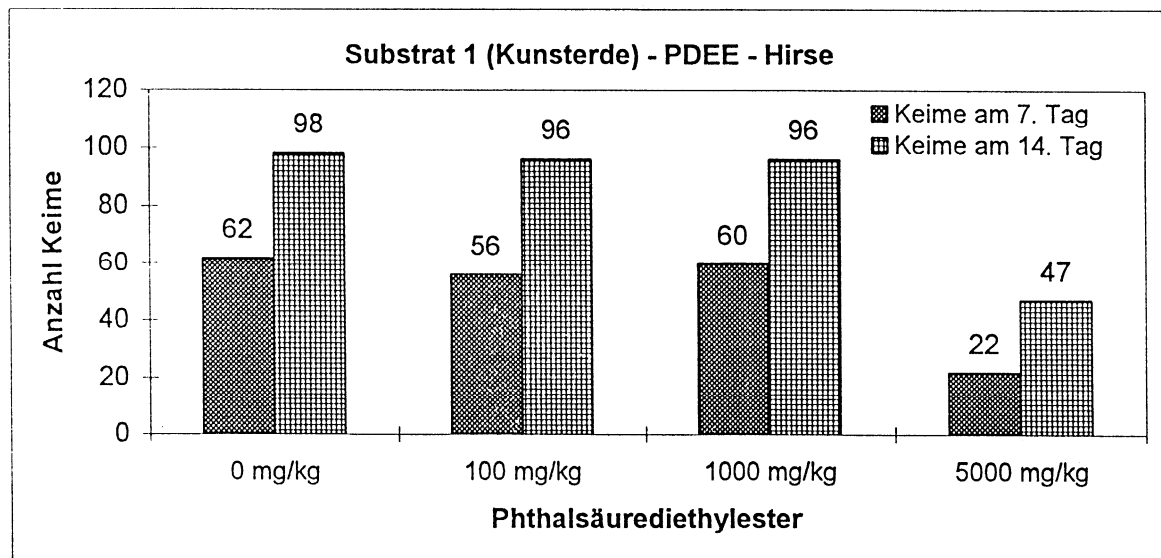
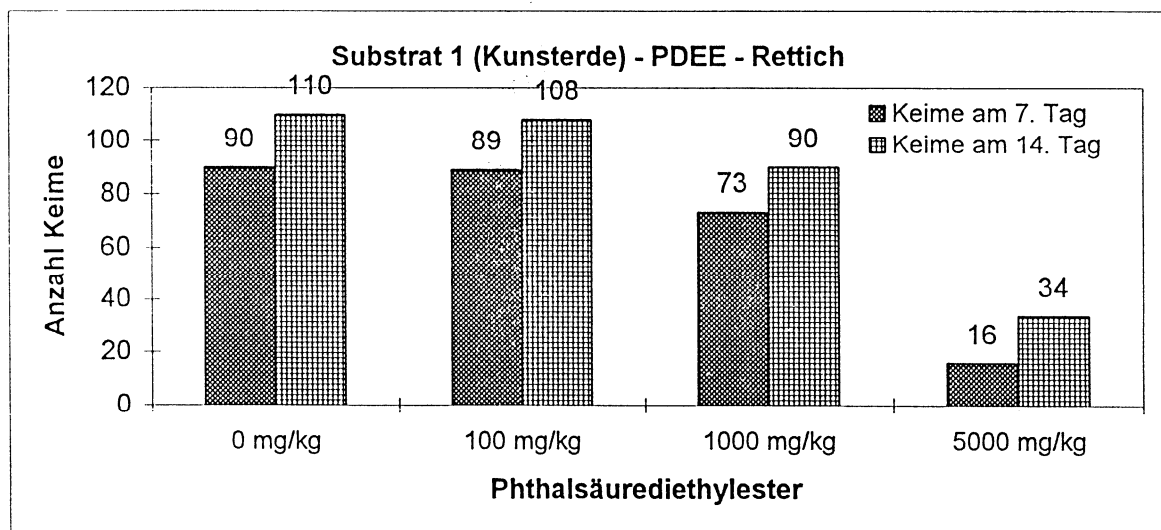
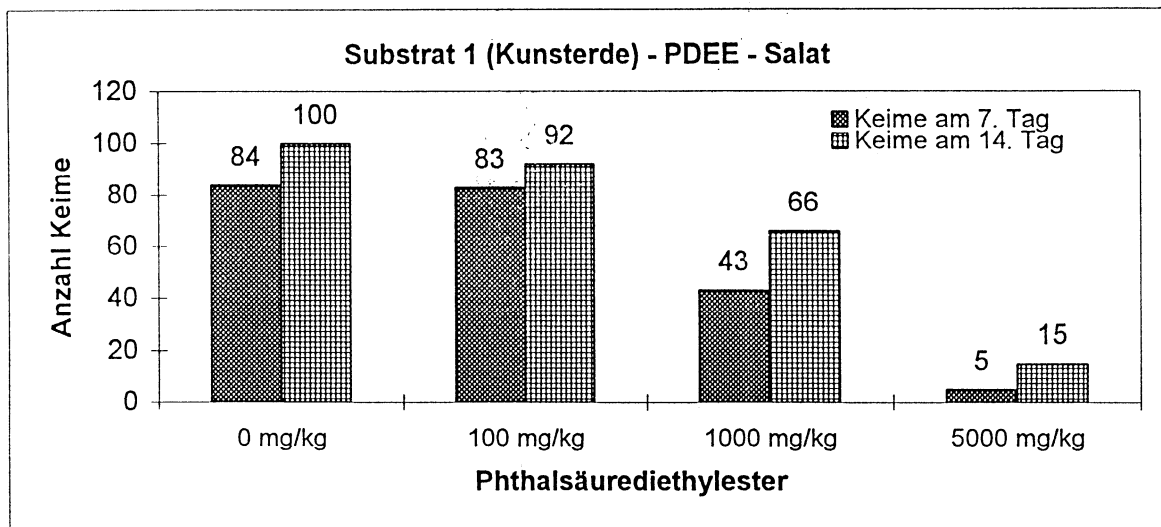


Abbildung: 1.10 Keimrate in Kunsterde mit PDEE

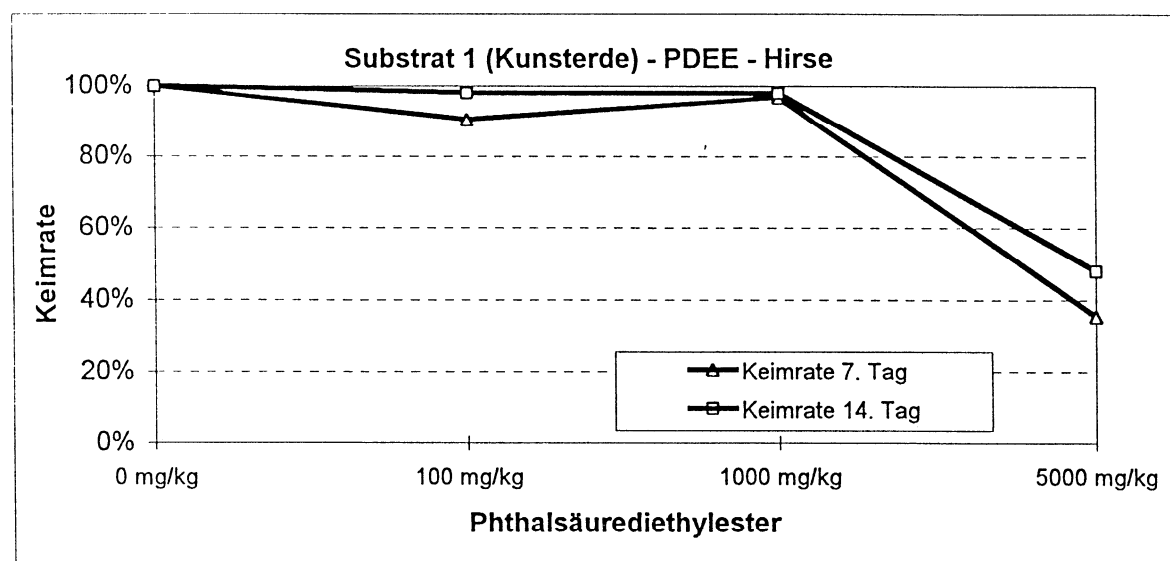
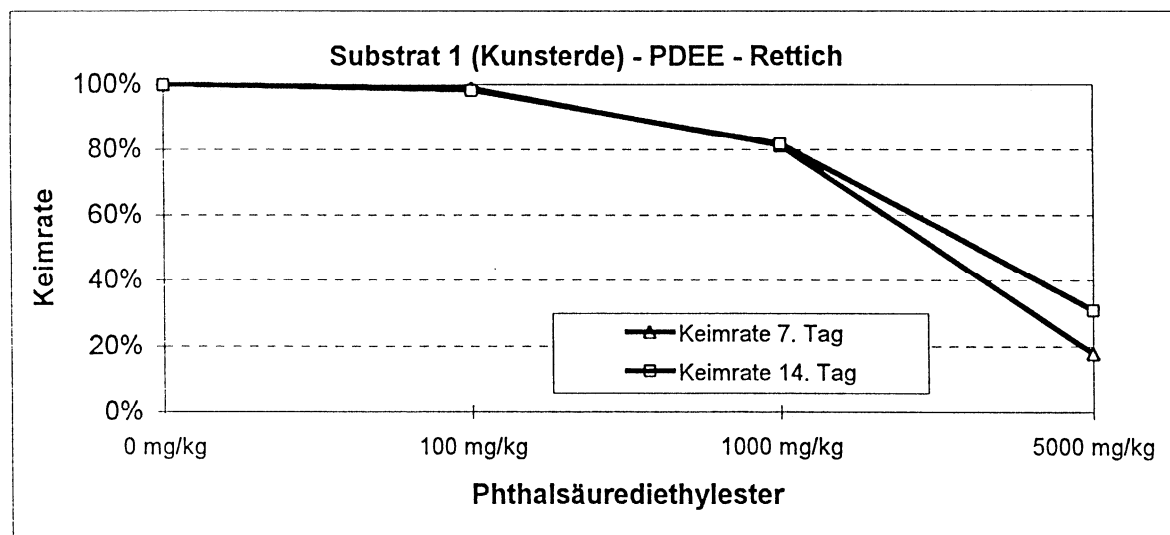
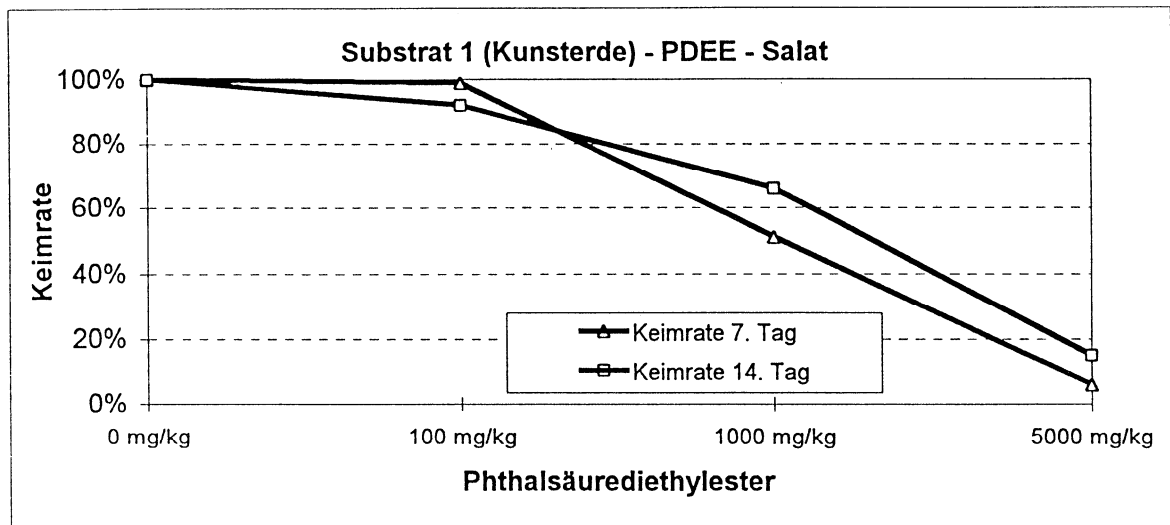


Tabelle: 1.06 Keimzahlen und Keimrate in Speyererde 2.3 mit Phthalimid**Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalimid - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	52	60	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	48	59	92%	98%
Phthalimid	1000 mg/kg	37	44	71%	73%
Phthalimid	5000 mg/kg	38	44	73%	73%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalimid - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	50	59	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	40	57	80%	97%
Phthalimid	1000 mg/kg	22	26	44%	44%
Phthalimid	5000 mg/kg	10	16	20%	27%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalimid - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	19	56	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	33	48	174%	86%
Phthalimid	1000 mg/kg	25	38	132%	68%
Phthalimid	5000 mg/kg	22	27	116%	48%

Tabelle: 1.07 Keimzahlen und Keimrate in Speyererde 2.3 mit 2-Naphthol**Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - 2-Naphthol - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	52	60	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	40	55	77%	92%
2-Naphthol	100 mg/kg	55	58	106%	97%
2-Naphthol	1000 mg/kg	15	20	29%	33%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - 2-Naphthol - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	50	59	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	10	20	20%	34%
2-Naphthol	100 mg/kg	26	38	52%	64%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0	8	0%	14%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - 2-Naphthol - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	19	56	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	10	16	53%	29%
2-Naphthol	100 mg/kg	22	32	116%	57%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0	3	0%	5%

**Tabelle: 1.08 Keimzahlen und Keimrate in Speyererde 2.3
mit Aluminiumnitrat**

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Aluminiumnitrat - Salat

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	52	60	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	49	57	94%	95%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	53	59	102%	98%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	12	40	23%	67%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Aluminiumnitrat - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	50	59	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	52	60	104%	102%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	41	53	82%	90%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	48	55	96%	93%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Aluminiumnitrat - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	19	56	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	12	57	63%	102%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	21	57	111%	102%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	15	55	79%	98%

Tabelle: 1.09 Keimzahlen und Keimrate in Speyererde 2.3 mit PDME**Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalsäuredimethylester - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	52	60	100%	100%
PDME	100 mg/kg	53	57	102%	95%
PDME	1000 mg/kg	15	32	29%	53%
PDME	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalsäuredimethylester - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	50	59	100%	100%
PDME	100 mg/kg	52	56	104%	95%
PDME	1000 mg/kg	37	41	74%	69%
PDME	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalsäuredimethylester - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	19	56	100%	100%
PDME	100 mg/kg	4	43	21%	77%
PDME	1000 mg/kg	9	28	47%	50%
PDME	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Tabelle: 1.10 Keimzahlen und Keimrate in Speyererde 2.3 mit PDEE**Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalsäurediethylester - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	52	60	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	52	56	100%	93%
PDEE	1000 mg/kg	19	34	37%	57%
PDEE	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalsäurediethylester - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	50	59	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	47	56	94%	95%
PDEE	1000 mg/kg	12	38	24%	64%
PDEE	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 2 (Speyererde 2.3.) - Phthalsäurediethylester - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	19	56	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	8	22	42%	39%
PDEE	1000 mg/kg	3	10	16%	18%
PDEE	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Abbildung: 1.11 Keimzahl in Speyererde 2.3. mit Phthalimid

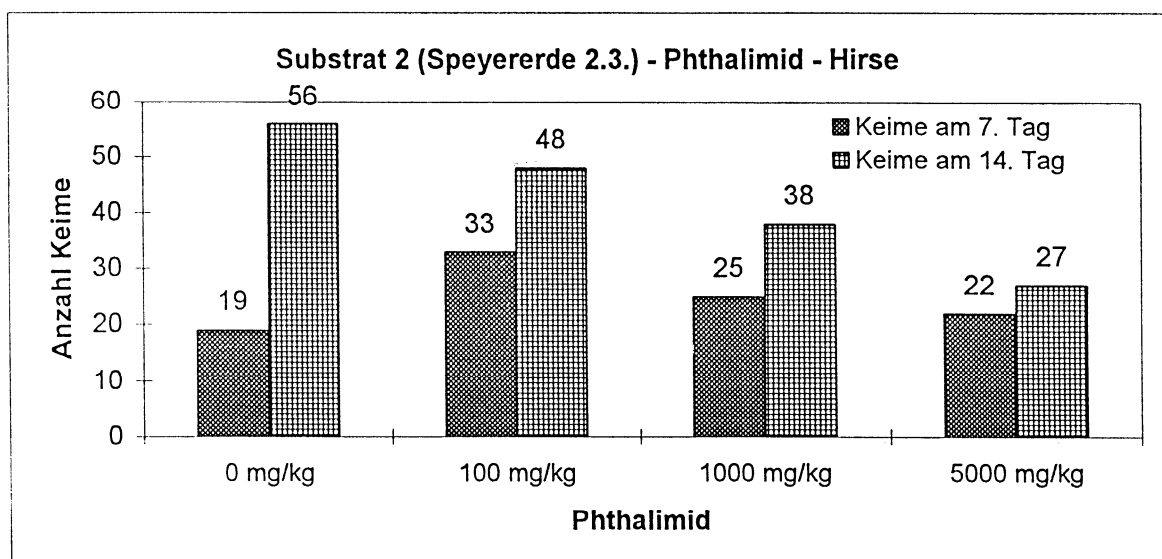
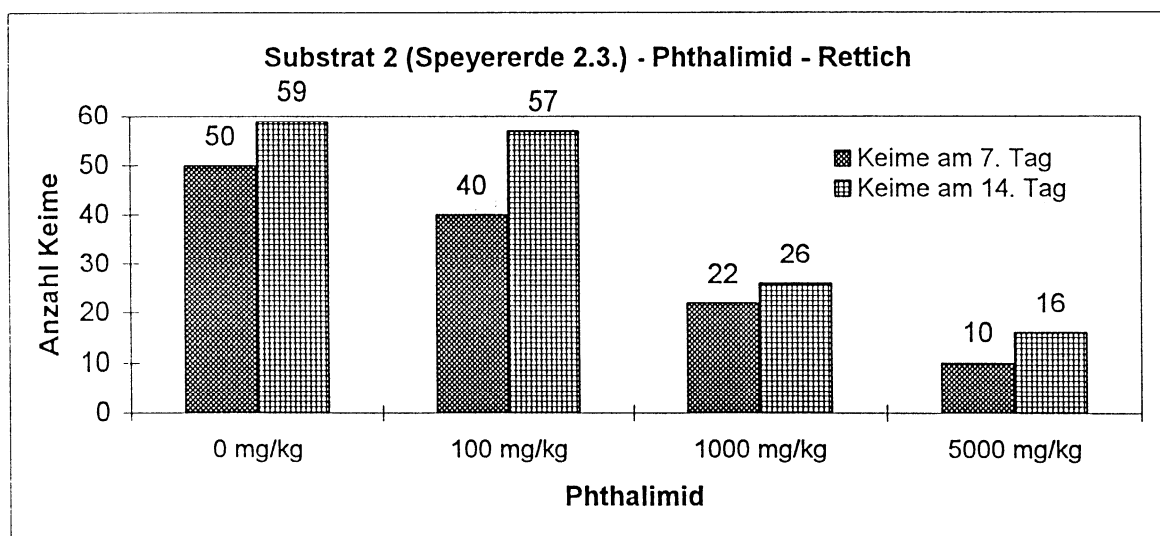
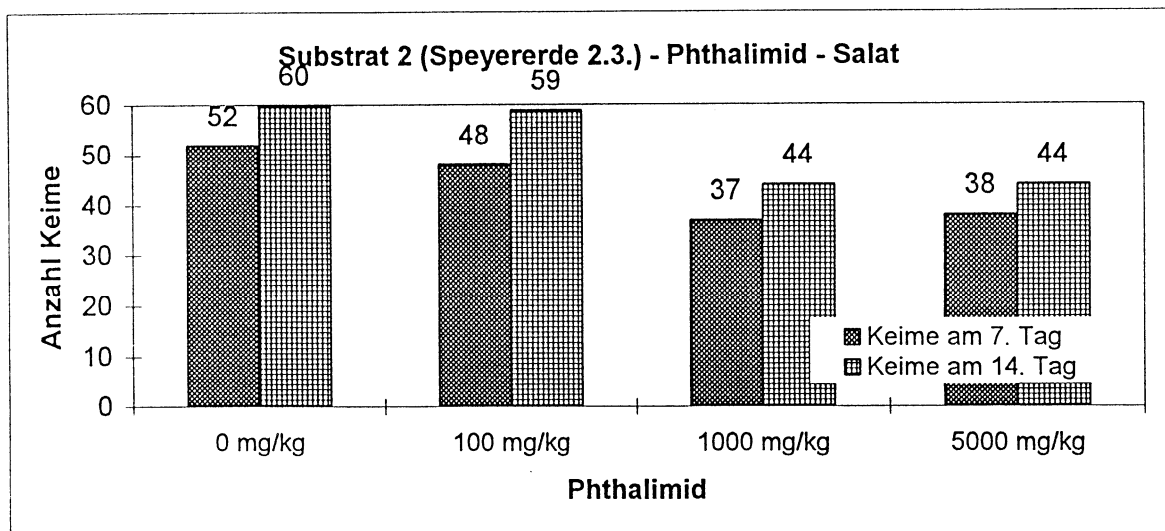


Abbildung: 1.12 Keimrate in Speyererde 2.3. mit Phthalimid

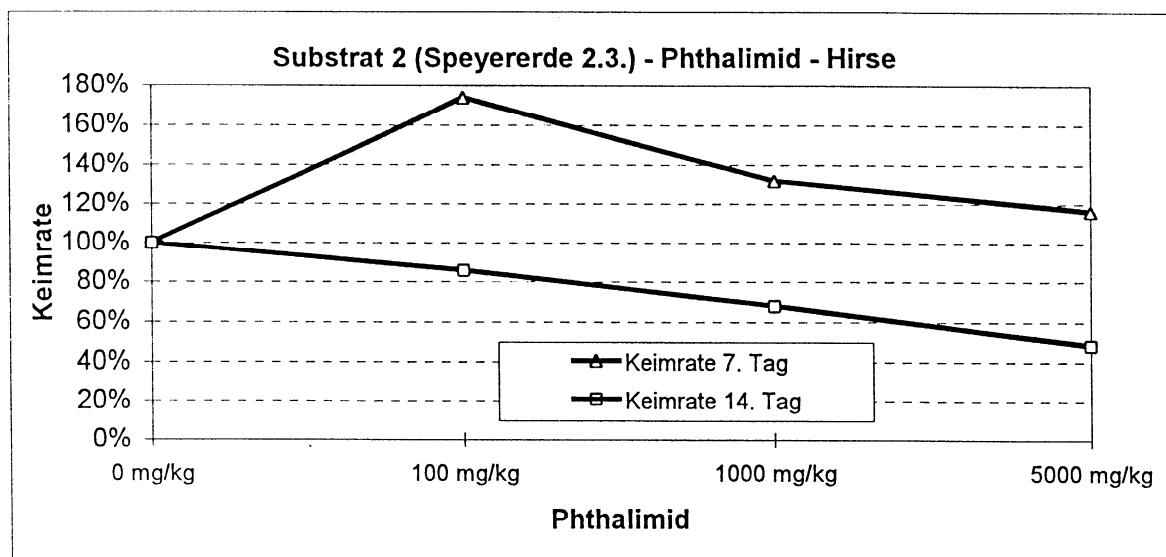
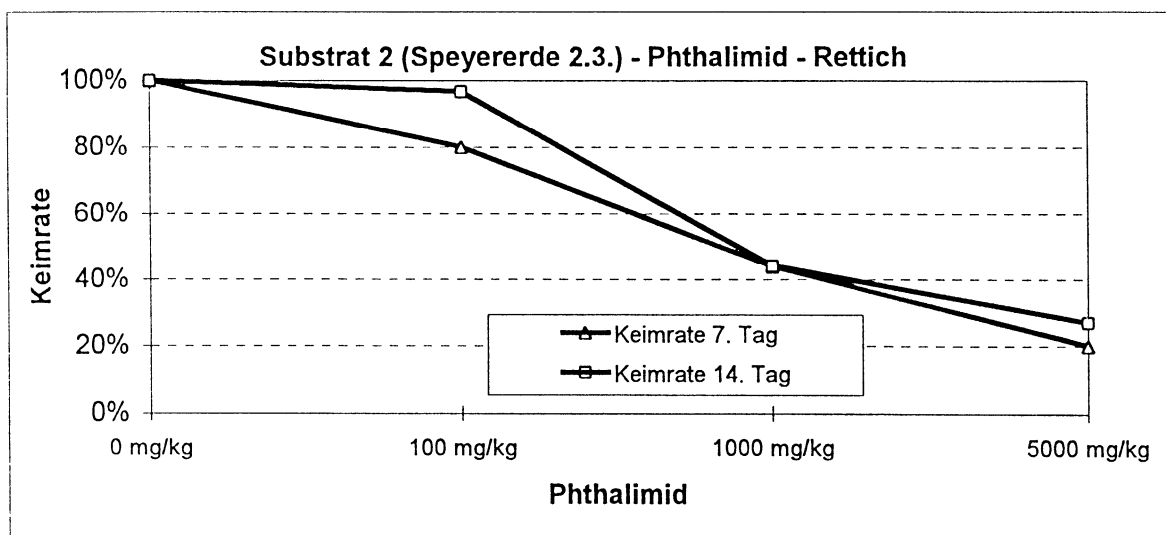
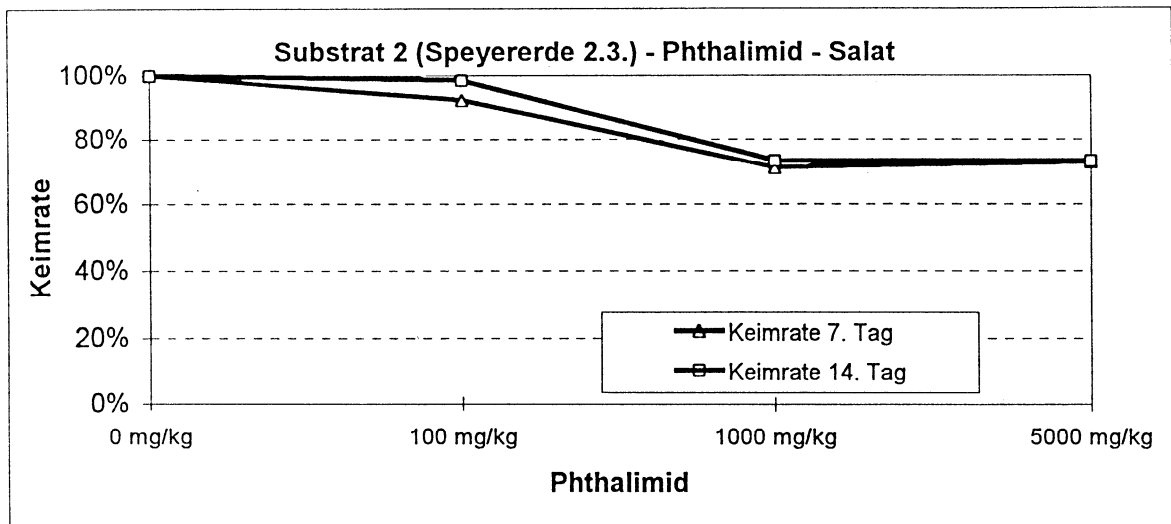


Abbildung: 1.13 Keimzahl in Speyererde 2.3. mit 2-Naphthol

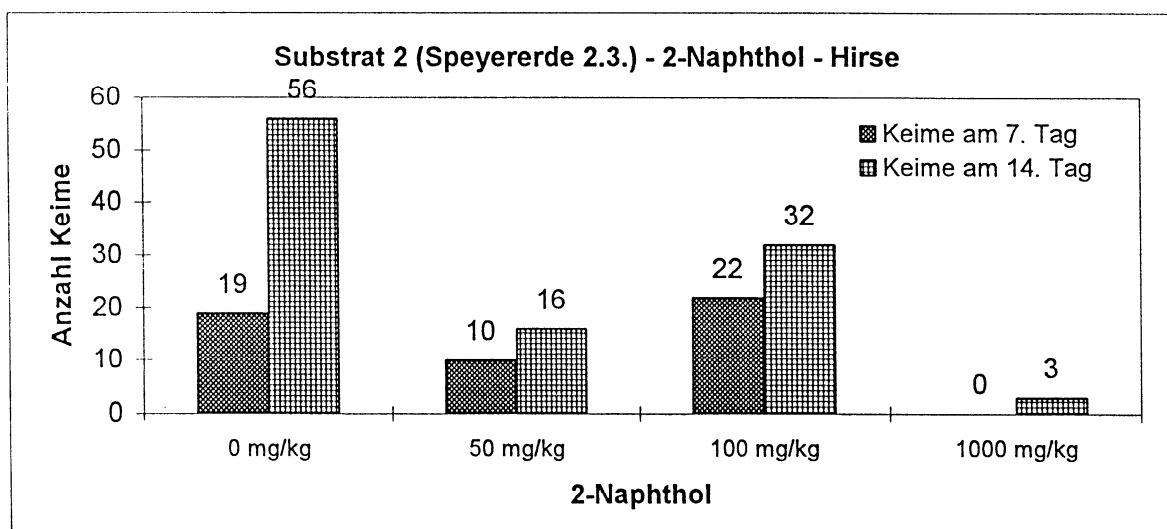
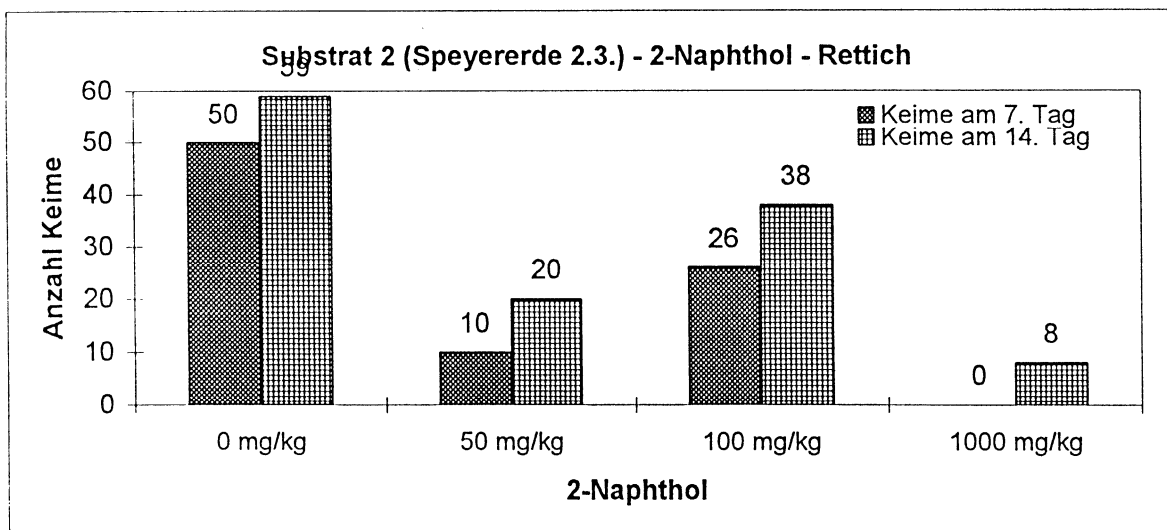
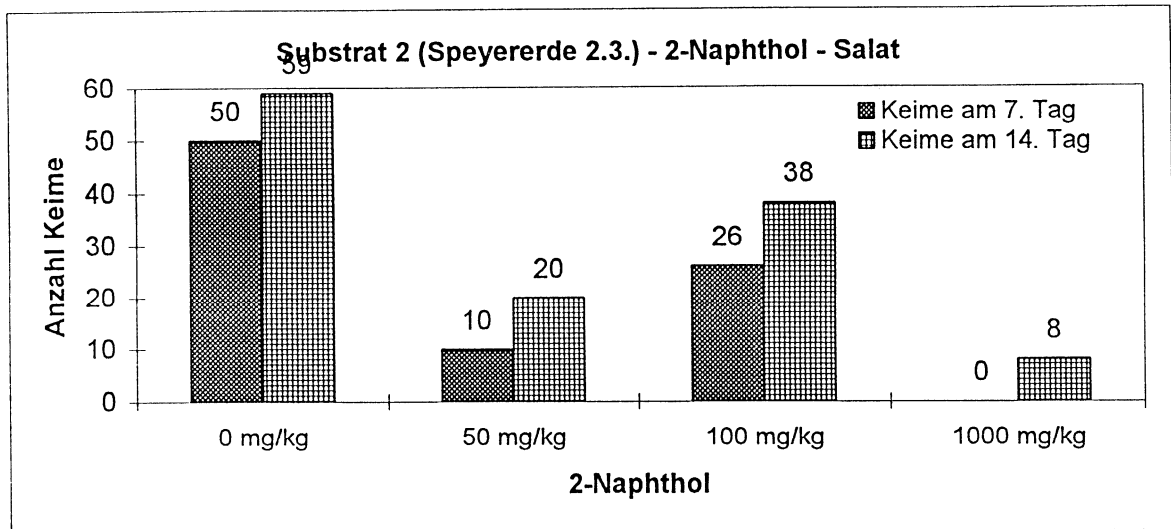


Abbildung: 1.14 Keimrate in Speyererde 2.3. mit 2-Naphthol

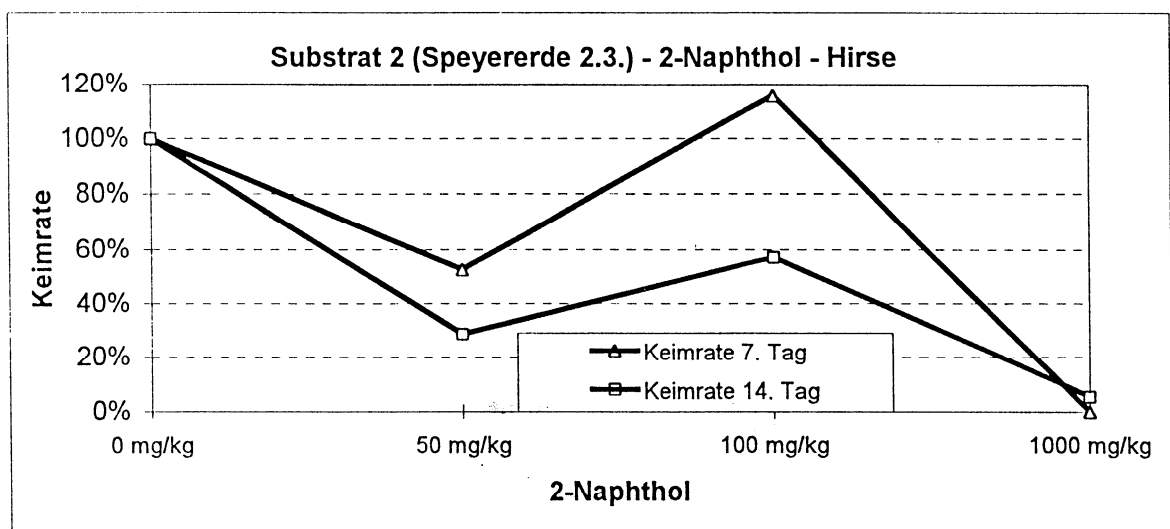
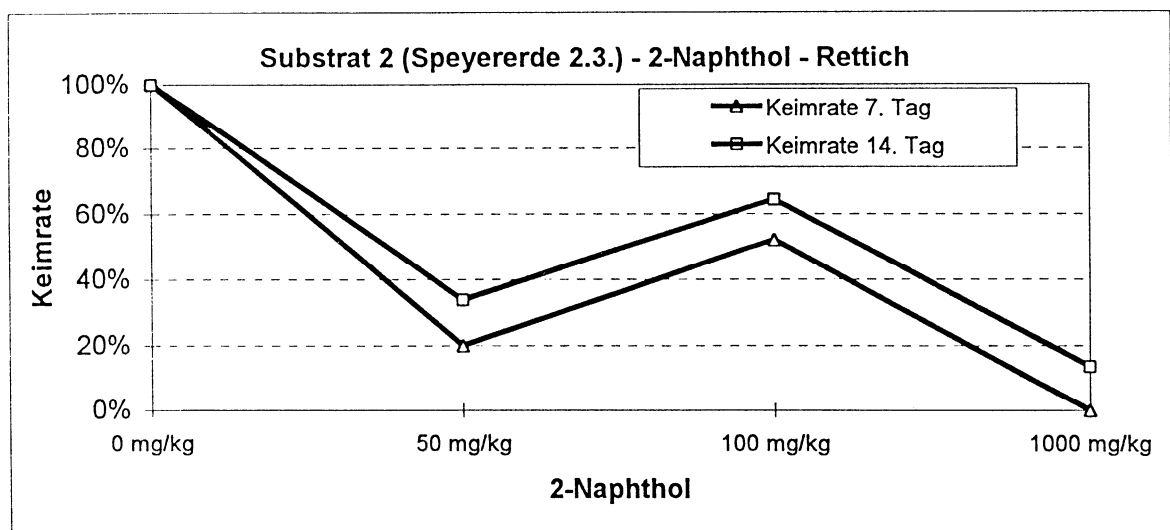
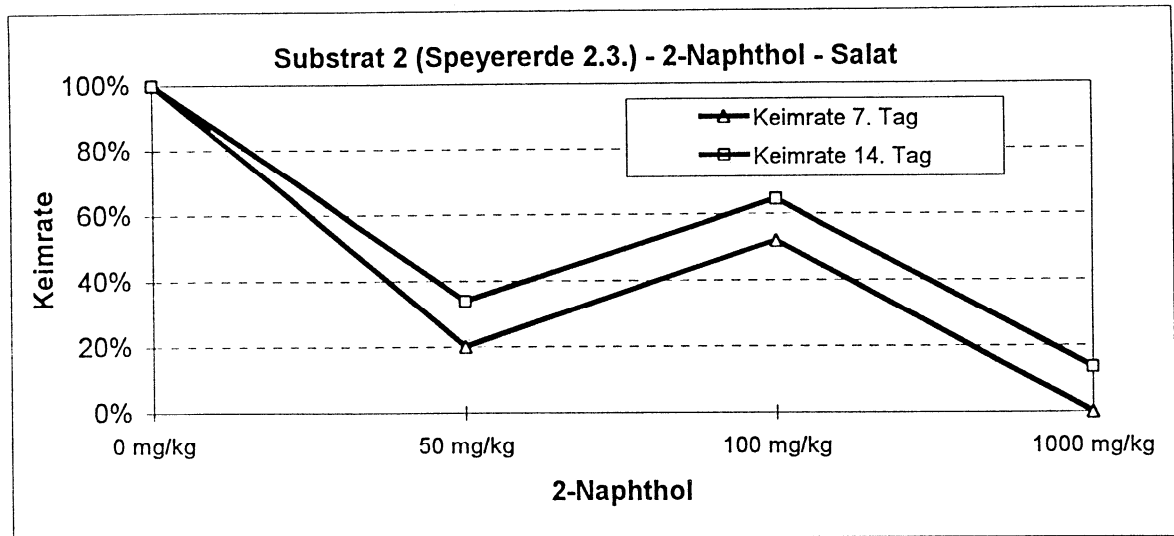


Abbildung: 1.15 Keimzahl in Speyererde 2.3. mit Aluminiumnitrat

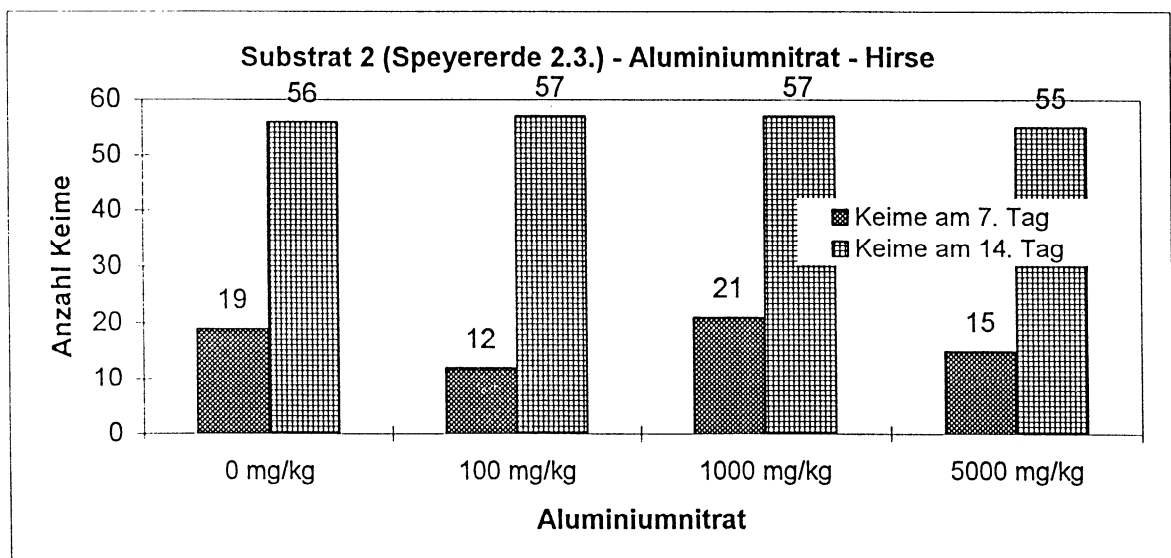
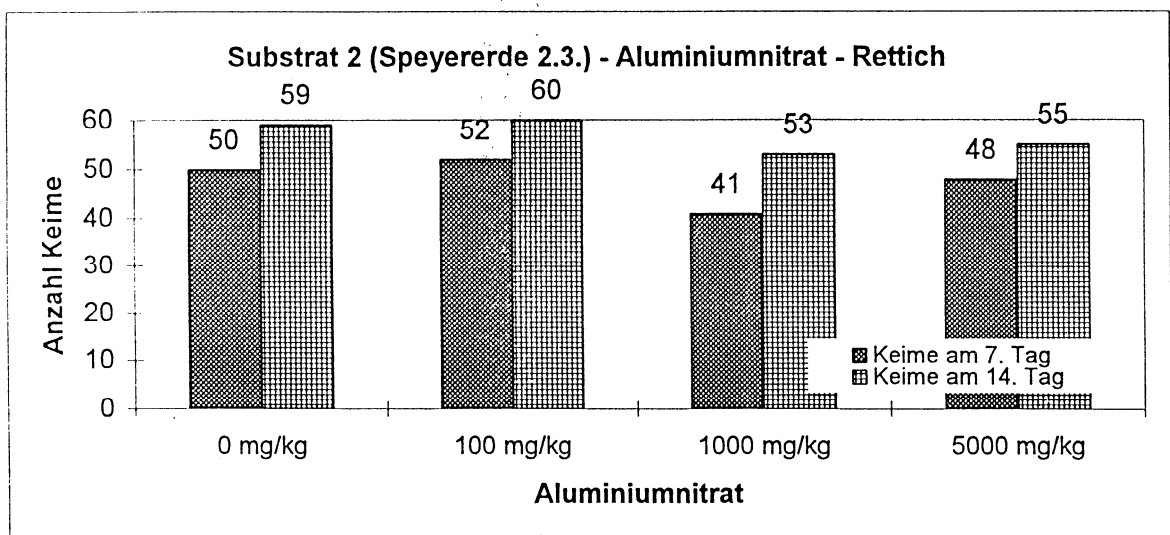
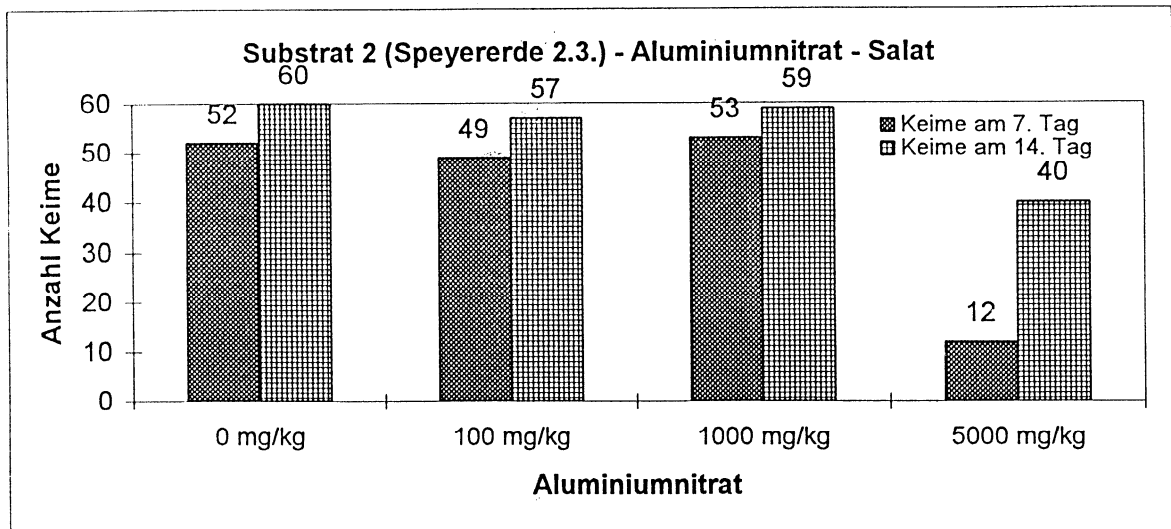


Abbildung: 1.16 Keimrate in Speyererde 2.3. mit Aluminiumnitrat

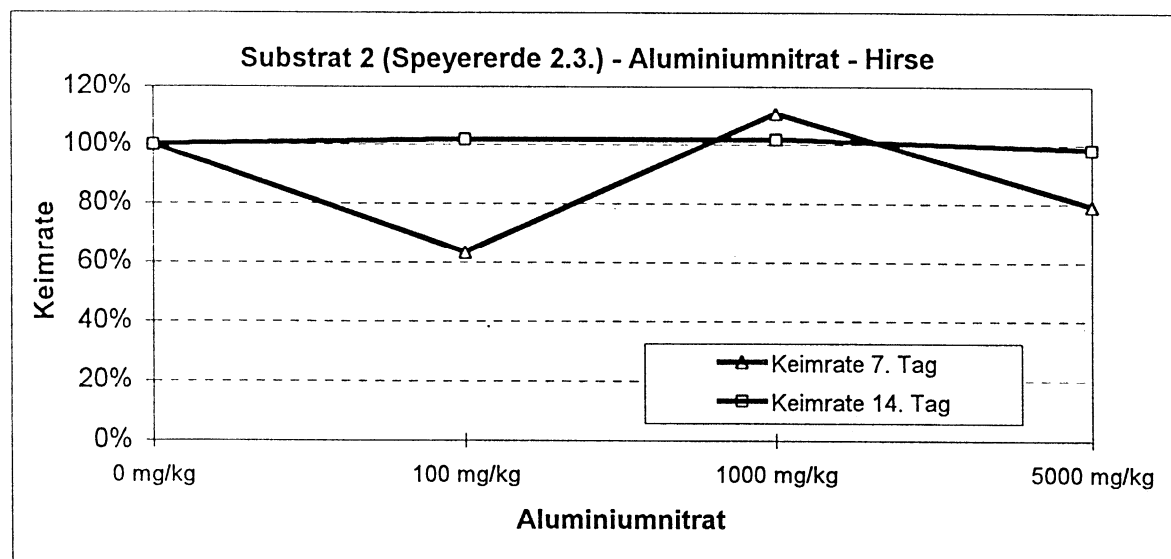
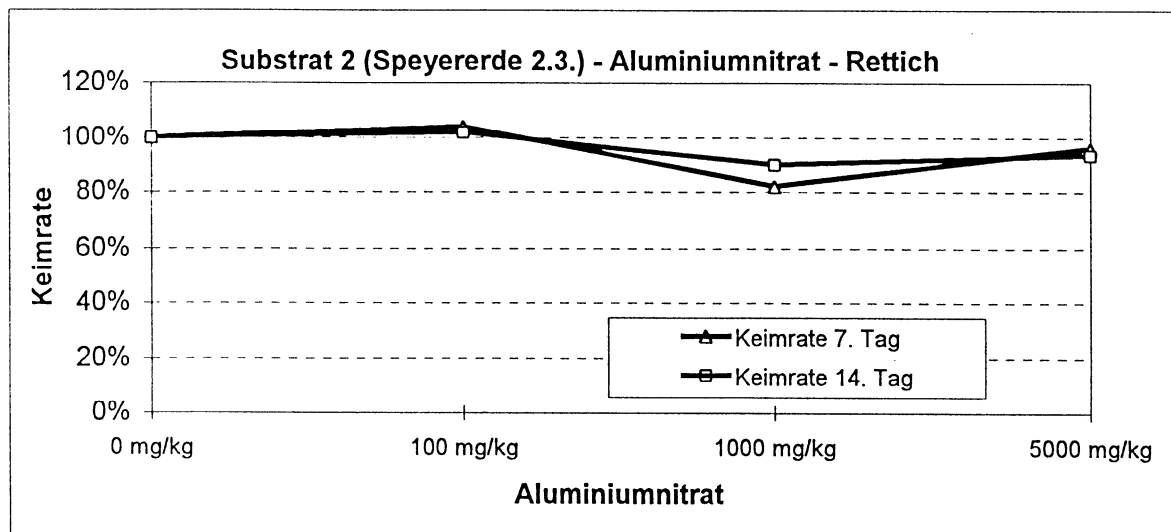
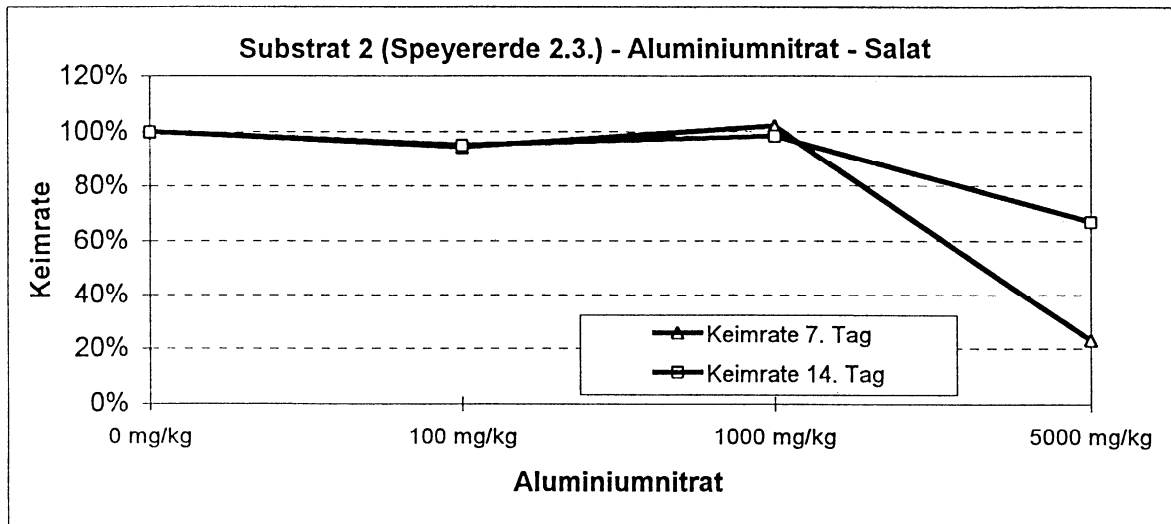


Abbildung: 1.17 Keimzahl in Speyererde 2.3. mit PDME

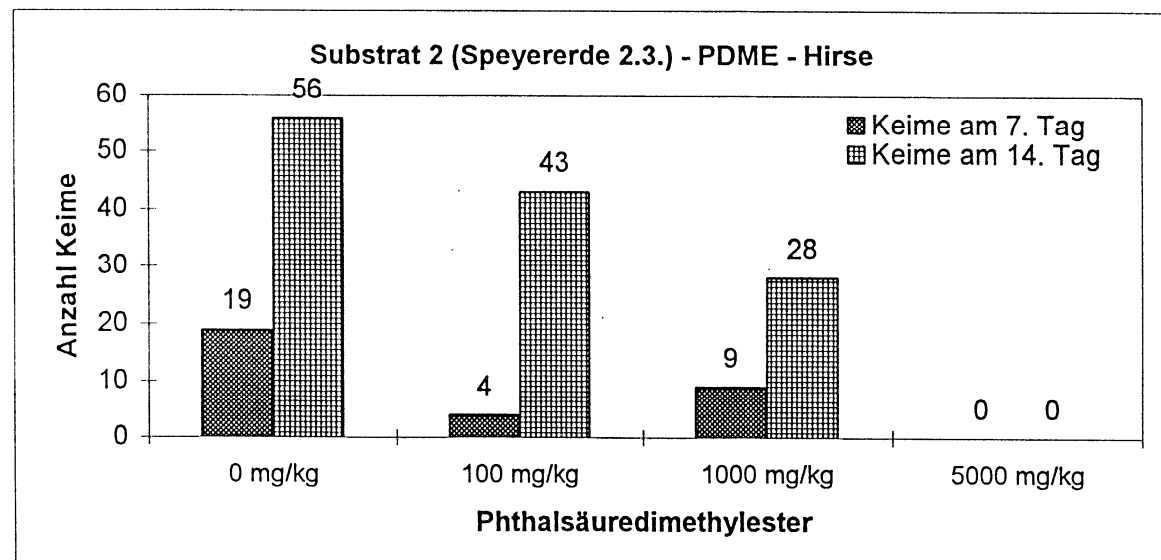
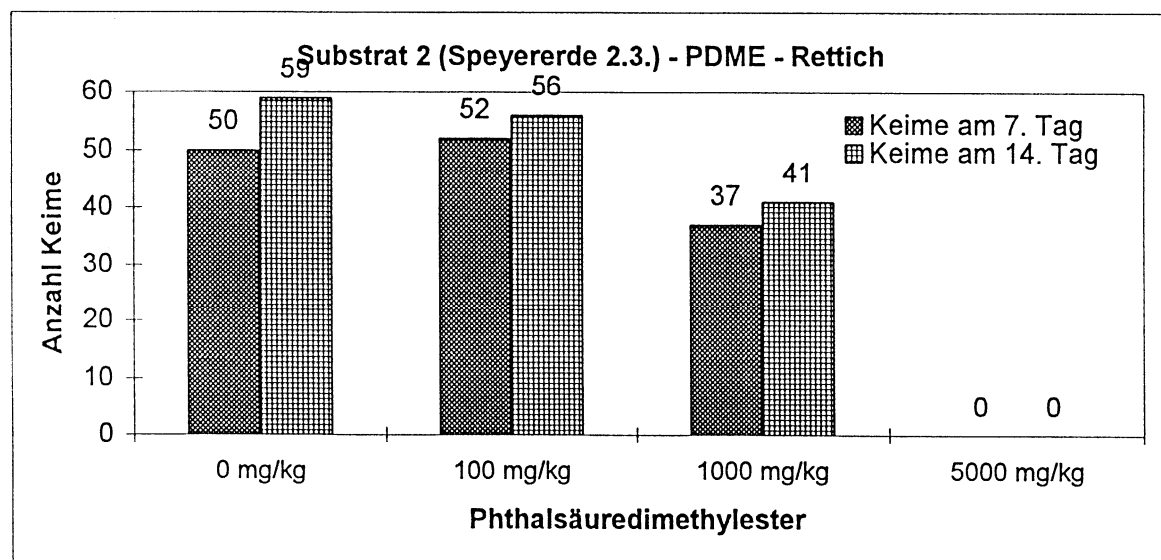
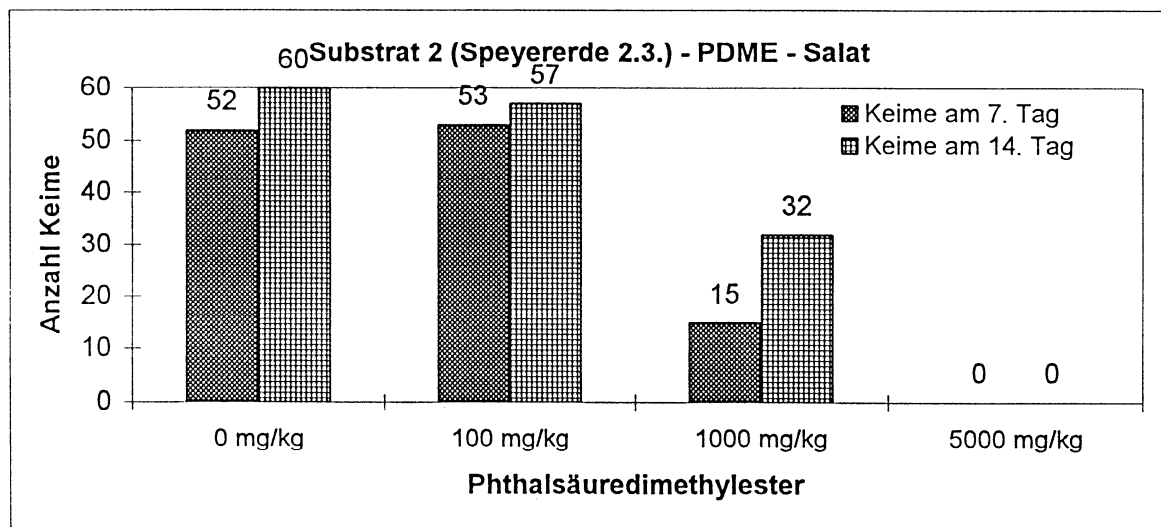


Abbildung: 1.18 Keimrate in Speyererde 2.3. mit PDME

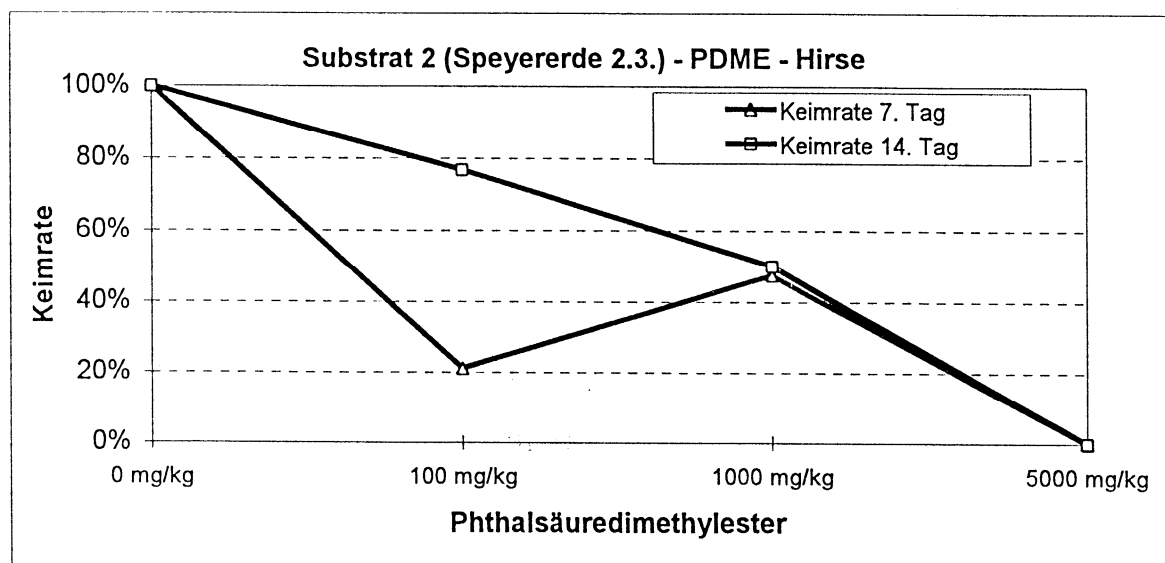
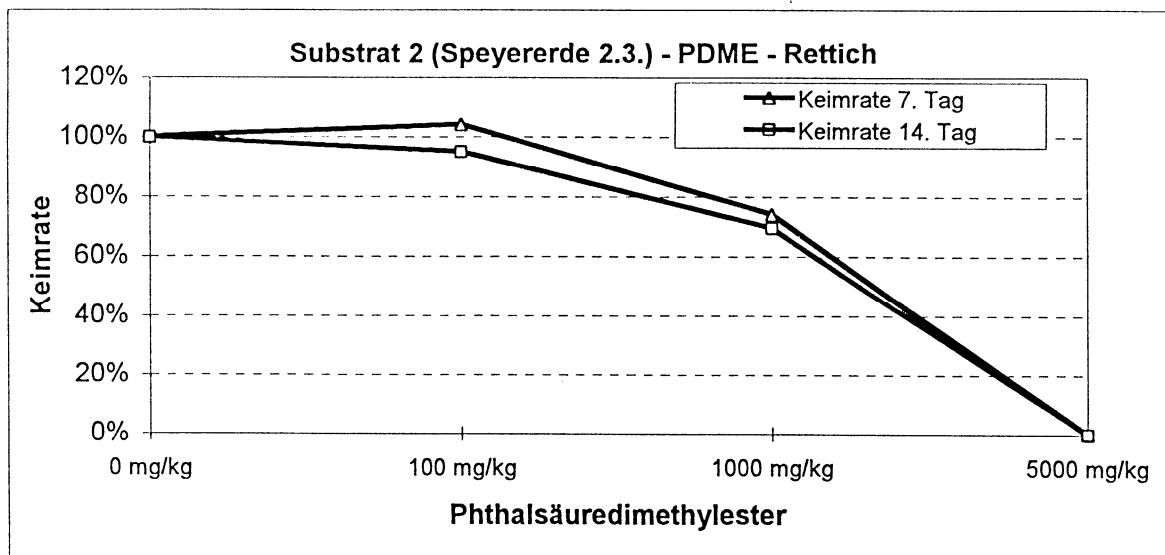
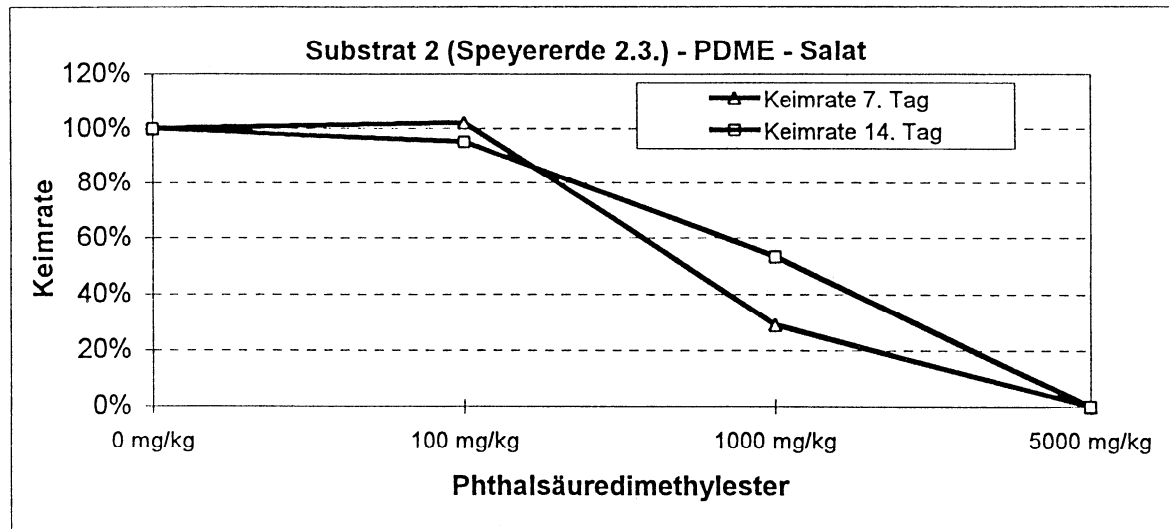


Abbildung: 1.19 Keimzahl in Speyererde 2.3. mit PDEE

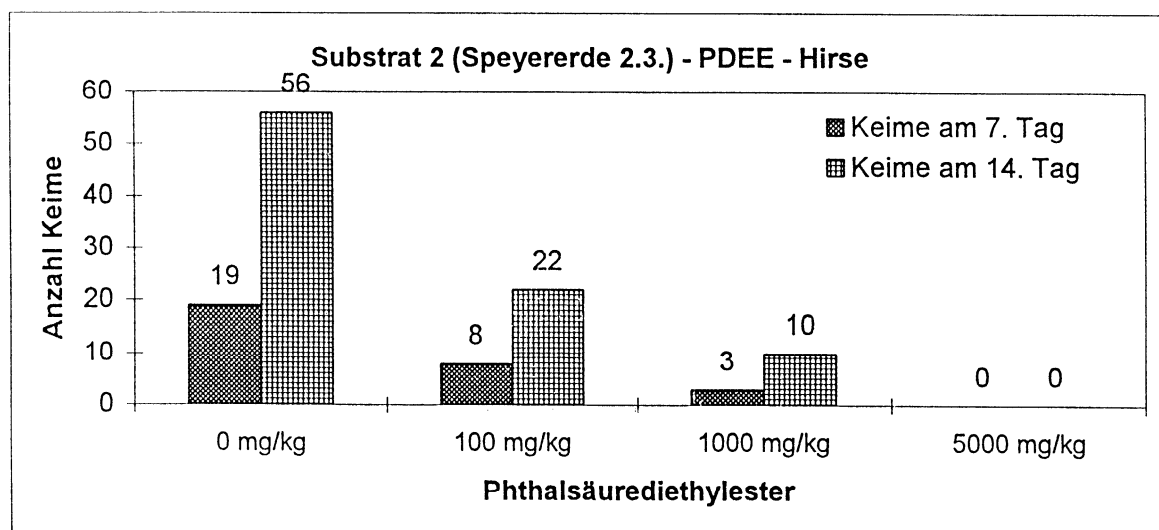
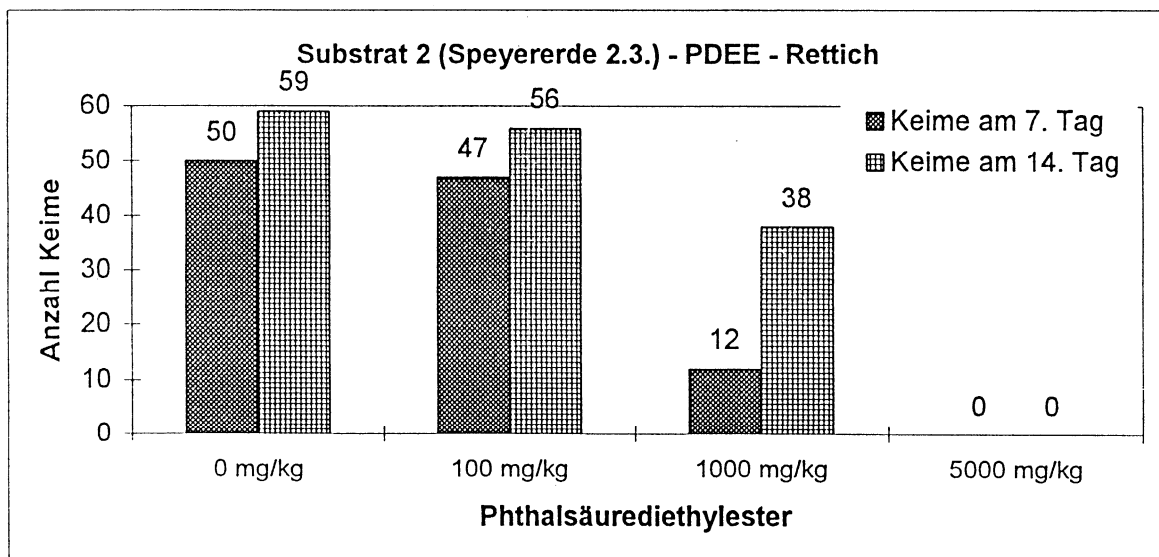
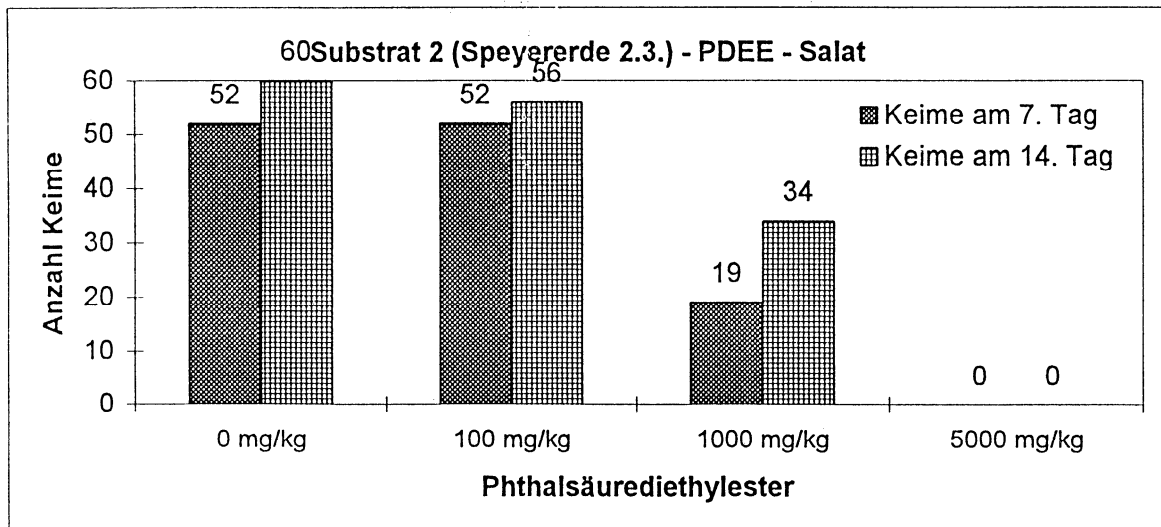


Abbildung: 1.20 Keimrate in Speyererde 2.3. mit PDEE

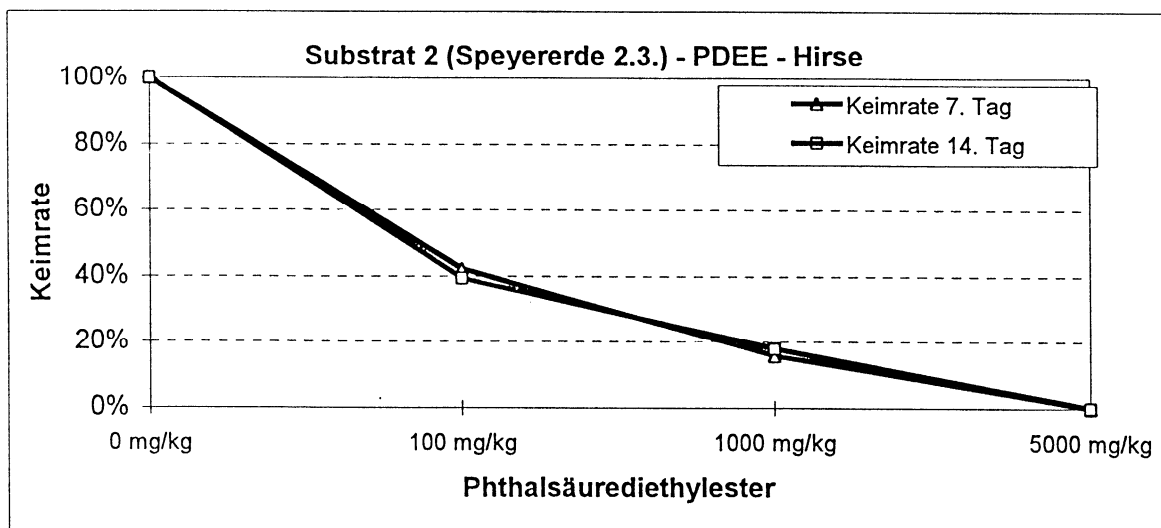
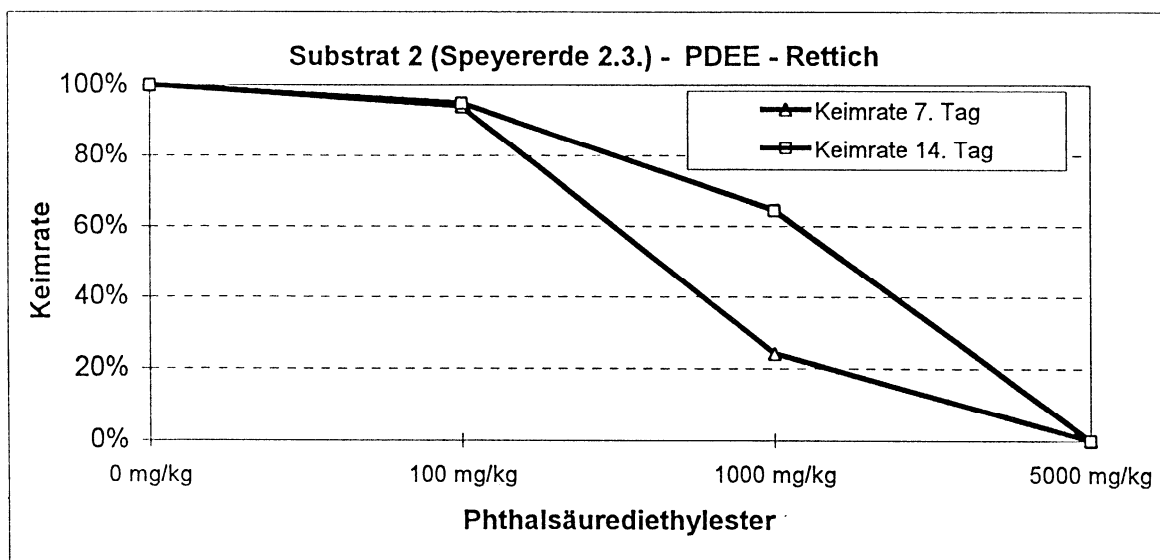
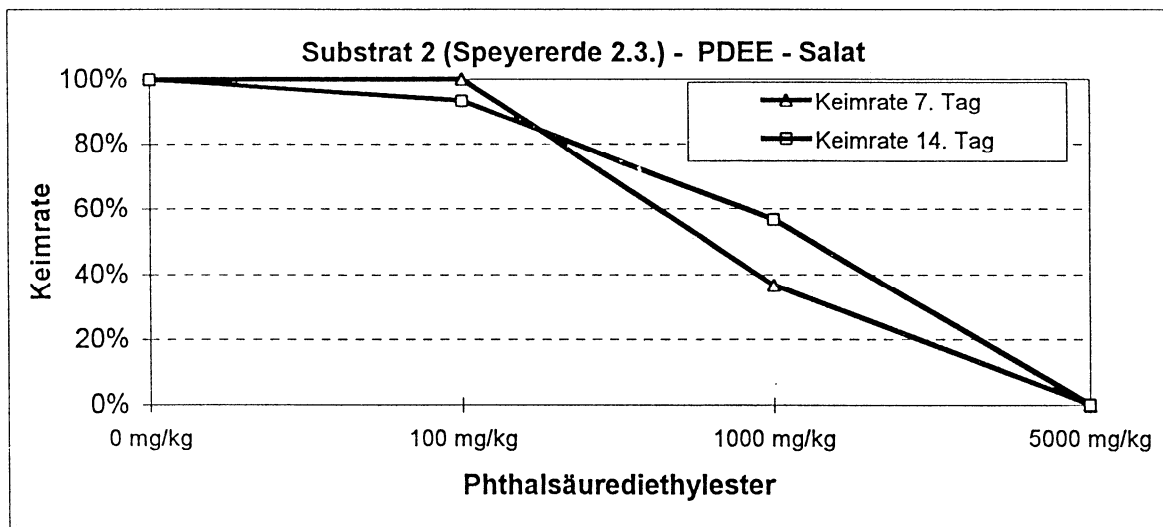


Tabelle: 1.11 Keimzahlen und Keimrate in Rasenerde mit Phthalimid**Substrat 3 (Rasenerde) - Phthalimid - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	54	58	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	41	51	76%	88%
Phthalimid	1000 mg/kg	11	33	20%	57%
Phthalimid	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 3 (Rasenerde) - Phthalimid - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	56	56	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	54	52	96%	93%
Phthalimid	1000 mg/kg	48	46	86%	82%
Phthalimid	5000 mg/kg	24	33	43%	59%

Substrat 3 (Rasenerde) - Phthalimid - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Phthalimid	0 mg/kg	40	45	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	42	45	105%	100%
Phthalimid	1000 mg/kg	27	30	68%	67%
Phthalimid	5000 mg/kg	31	39	78%	87%

Tabelle: 1.12 Keimzahlen und Keimrate in Rasenerde mit 2-Naphthol**Substrat 3 (Rasenerde) - 2-Naphthol - Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	54	58	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	33	51	61%	88%
2-Naphthol	100 mg/kg	45	53	83%	91%
2-Naphthol	1000 mg/kg	21	33	39%	57%

Substrat 3 (Rasenerde) - 2-Naphthol - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	56	56	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	50	46	89%	82%
2-Naphthol	100 mg/kg	48	51	86%	91%
2-Naphthol	1000 mg/kg	36	31	64%	55%

Substrat 3 (Rasenerde) - 2-Naphthol - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
2-Naphthol	0 mg/kg	40	45	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	3	28	8%	62%
2-Naphthol	100 mg/kg	2	35	5%	78%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0	24	0%	53%

Tabelle: 1.13 Keimzahlen und Keimrate in Rasenerde mit Aluminiumnitrat**Substrat 3 (Rasenerde) - Aluminiumnitrat- Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	54	58	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	54	58	100%	100%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	53	57	98%	98%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	29	50	54%	86%

Substrat 3 (Rasenerde) - Aluminiumnitrat- Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	56	56	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	53	53	95%	95%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	57	58	102%	104%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	56	44	100%	79%

Substrat 3 (Rasenerde) - Aluminiumnitrat- Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	40	45	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	34	38	85%	84%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	30	39	75%	87%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	1	41	3%	91%

Tabelle: 1.14 Keimzahlen und Keimrate in Rasenerde mit PDME**Substrat 3 (Rasenerde) - Phthalsäuredimethylester- Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	54	58	100%	100%
PDME	100 mg/kg	33	52	61%	90%
PDME	1000 mg/kg	11	31	20%	53%
PDME	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 3 (Rasenerde) -PDME- Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	56	56	100%	100%
PDME	100 mg/kg	57	57	102%	102%
PDME	1000 mg/kg	40	45	71%	80%
PDME	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 3 (Rasenerde) - PDME - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDME	0 mg/kg	40	45	100%	100%
PDME	100 mg/kg	0	33	0%	73%
PDME	1000 mg/kg	24	28	60%	62%
PDME	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Tabelle: 1.15 Keimzahlen und Keimrate in Rasenerde mit PDEE**Substrat 3 (Rasenerde) - Phthalsäurediethylester- Salat**

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	54	58	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	41	53	76%	91%
PDEE	1000 mg/kg	14	44	26%	76%
PDEE	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 3 (Rasenerde) -PDEE- Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	56	56	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	53	53	95%	95%
PDEE	1000 mg/kg	39	38	70%	68%
PDEE	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Substrat 3 (Rasenerde) - PDEE - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keime am 7. Tag	Keime am 14. Tag	Keimrate 7. Tag	Keimrate 14. Tag
PDEE	0 mg/kg	40	45	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	33	34	83%	76%
PDEE	1000 mg/kg	11	24	28%	53%
PDEE	5000 mg/kg	0	0	0%	0%

Abbildung: 1.21 Keimzahl in Rasenerde mit Phthalimid

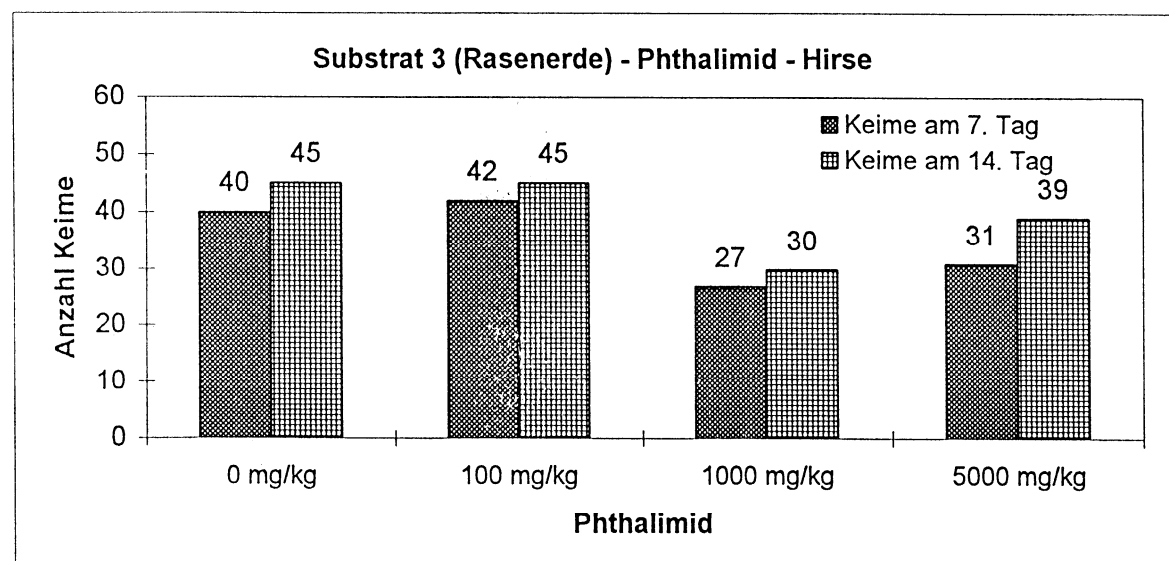
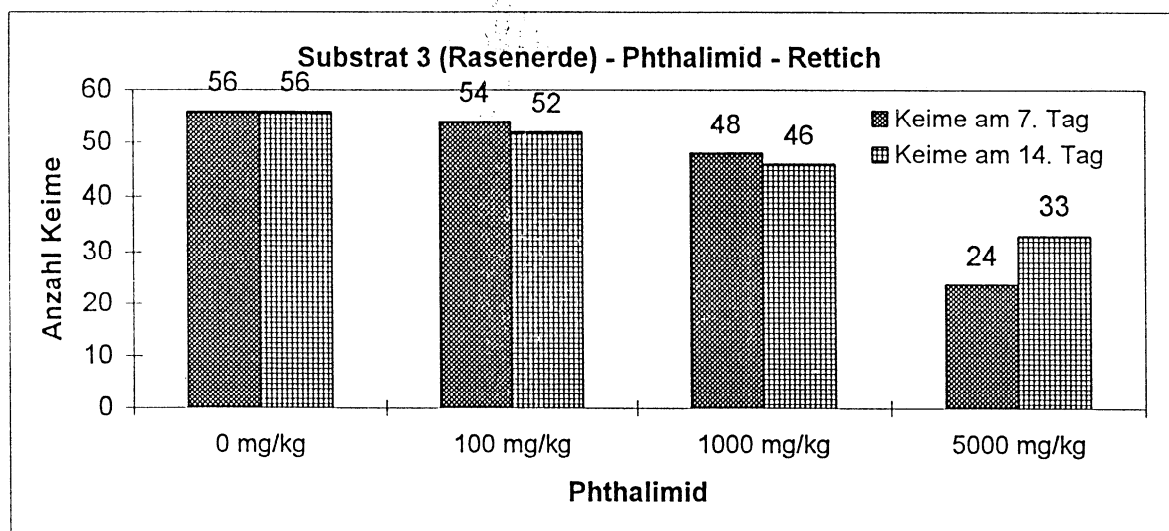
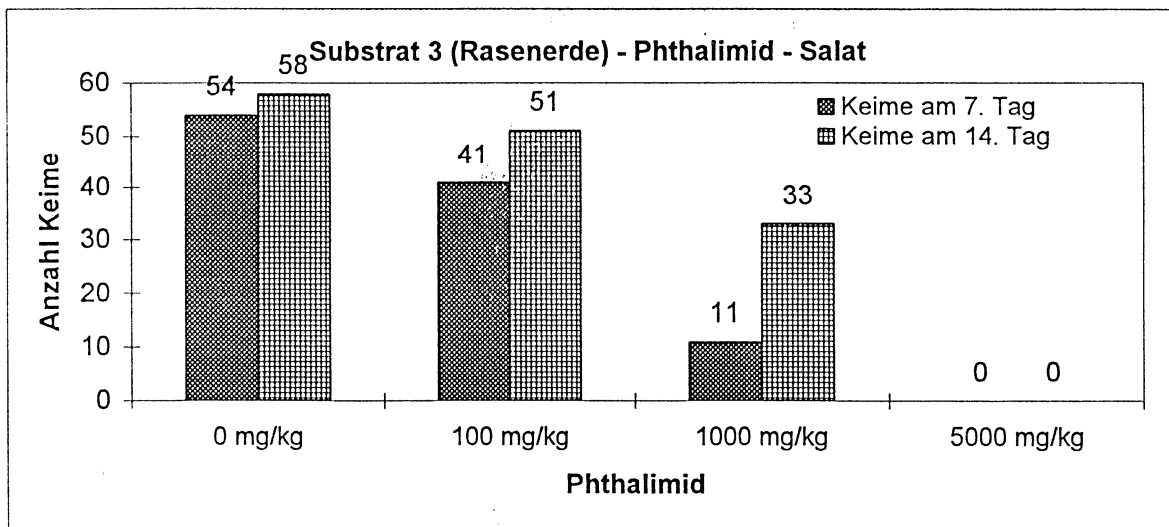


Abbildung: 1.22 Keimrate in Rasenerde mit Phthalimid

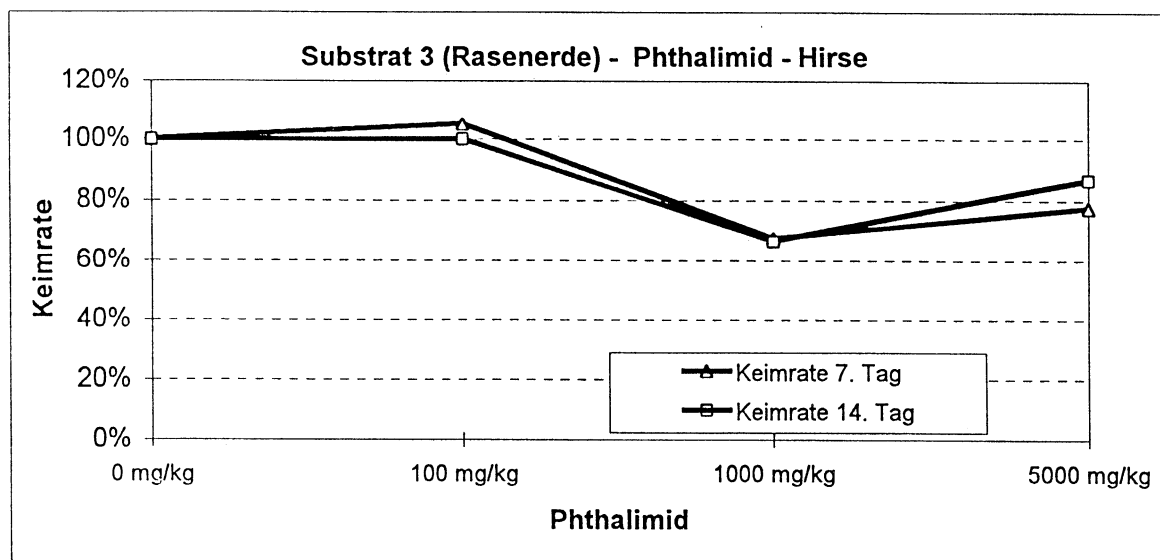
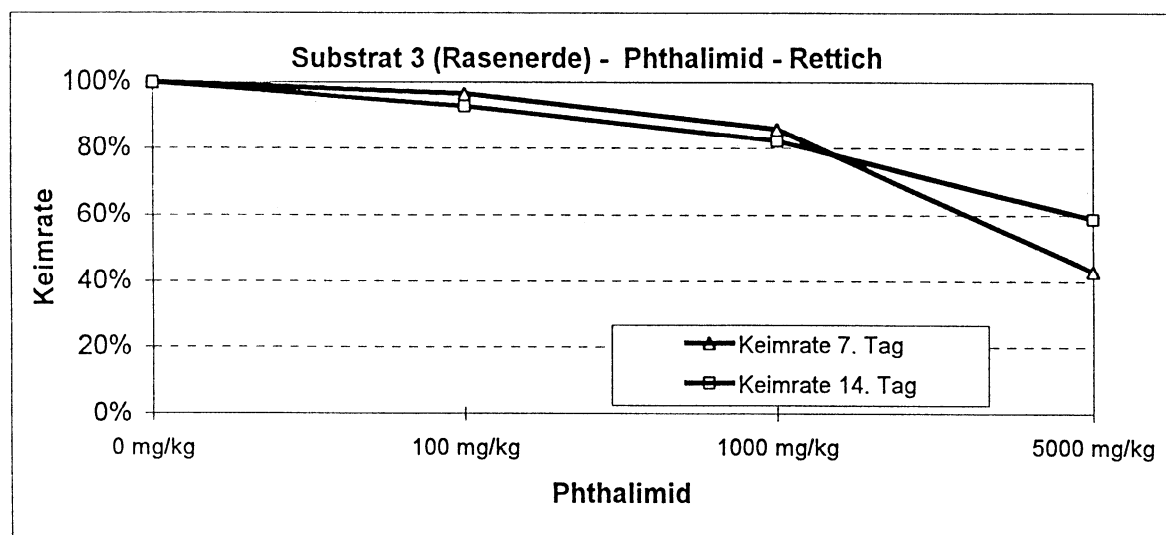
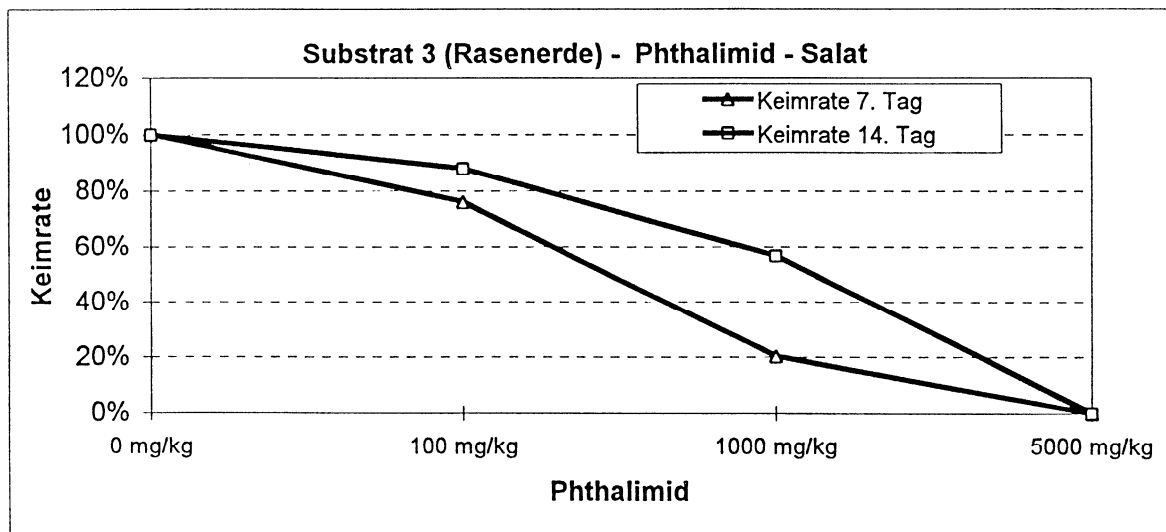


Abbildung: 1.23 Keimzahl in Rasenerde mit 2-Naphthol

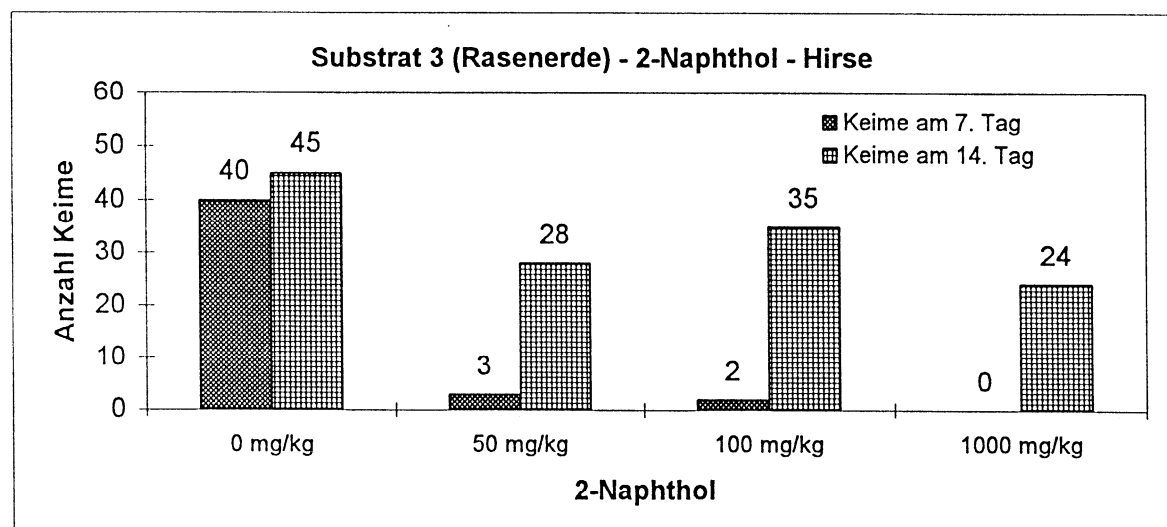
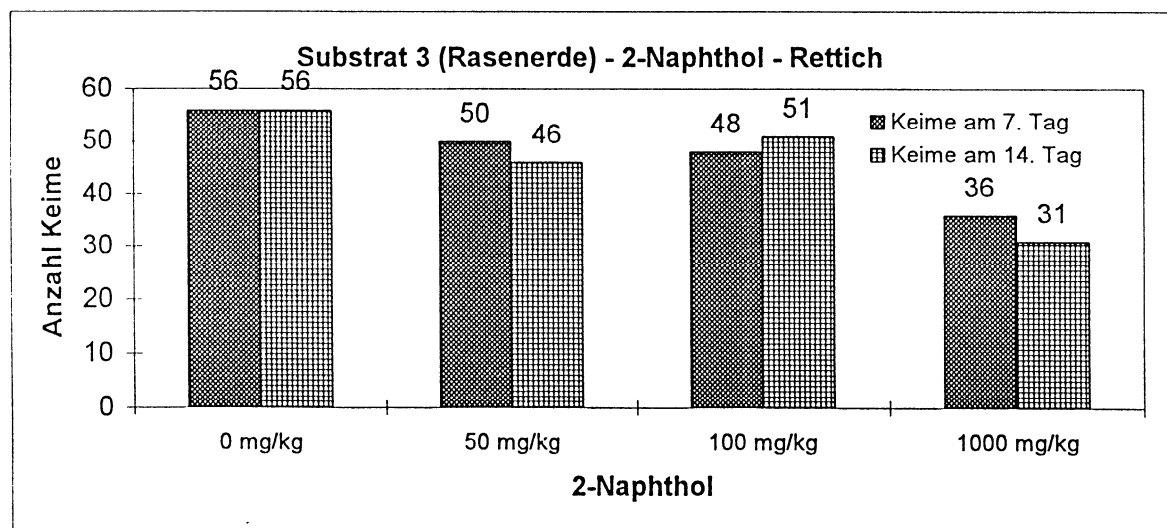
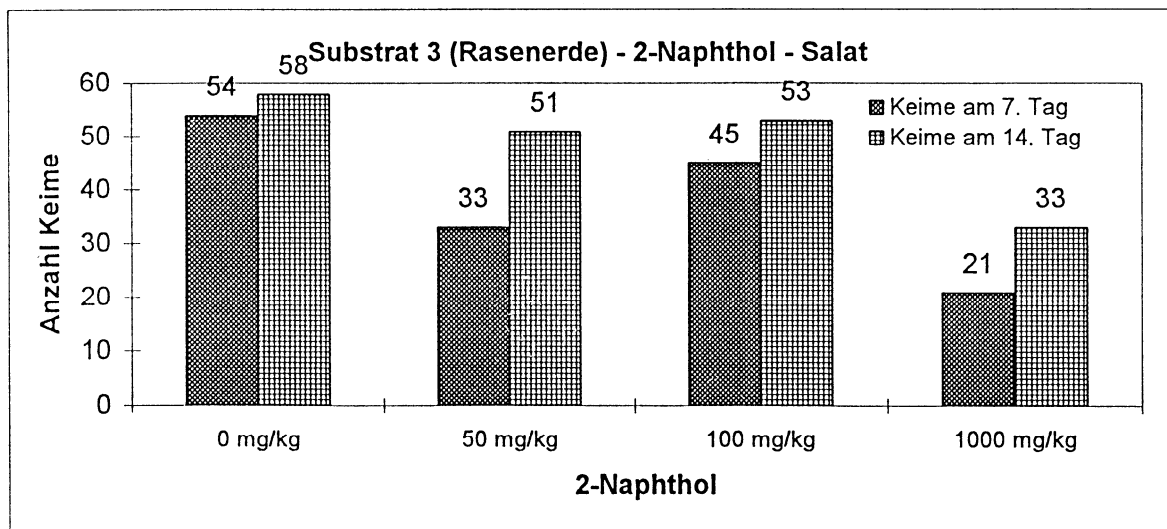


Abbildung: 1.24 Keimrate in Rasenerde mit 2-Naphthol

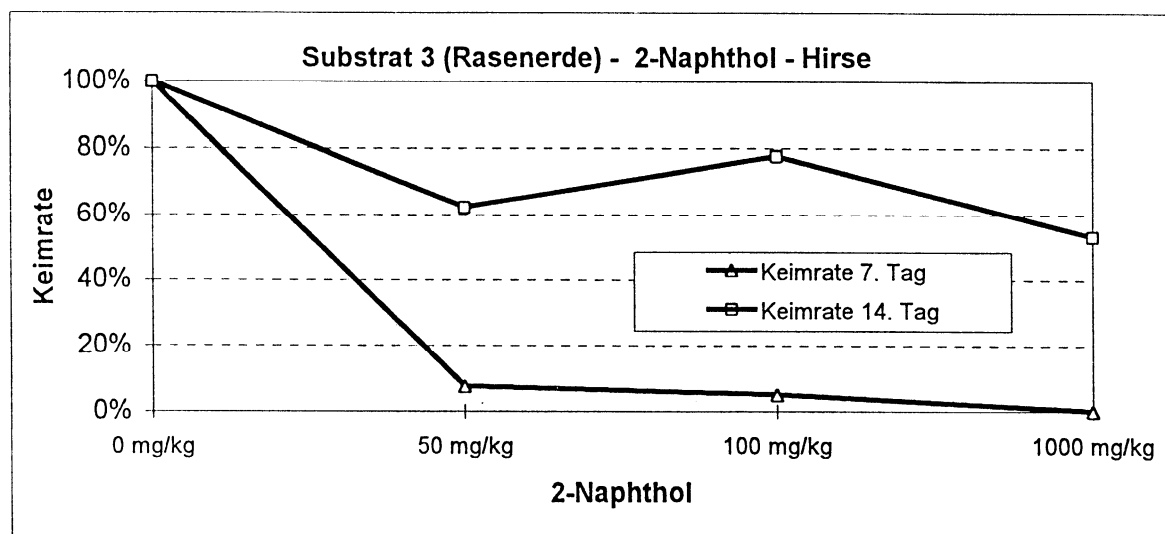
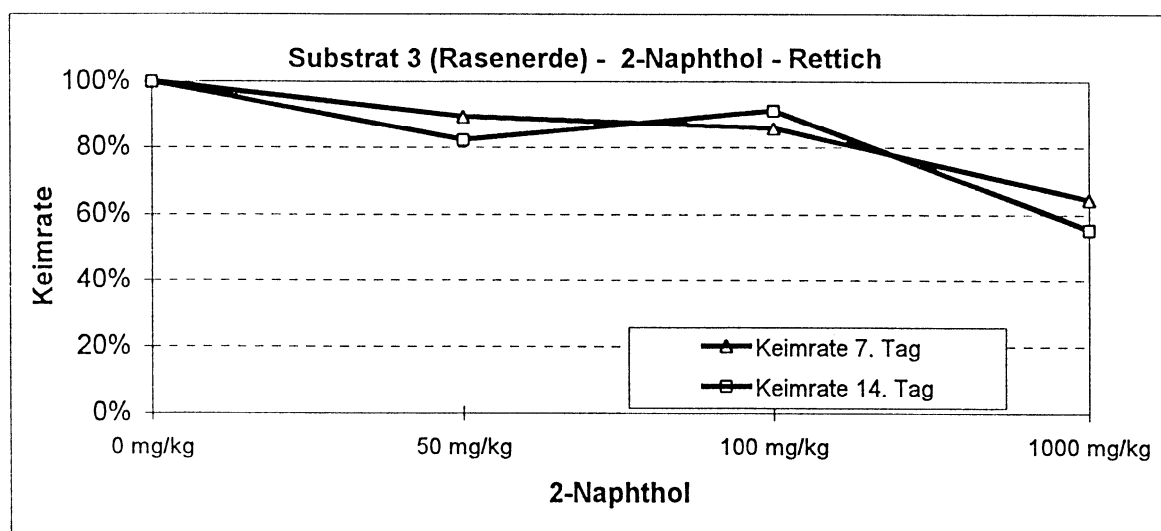
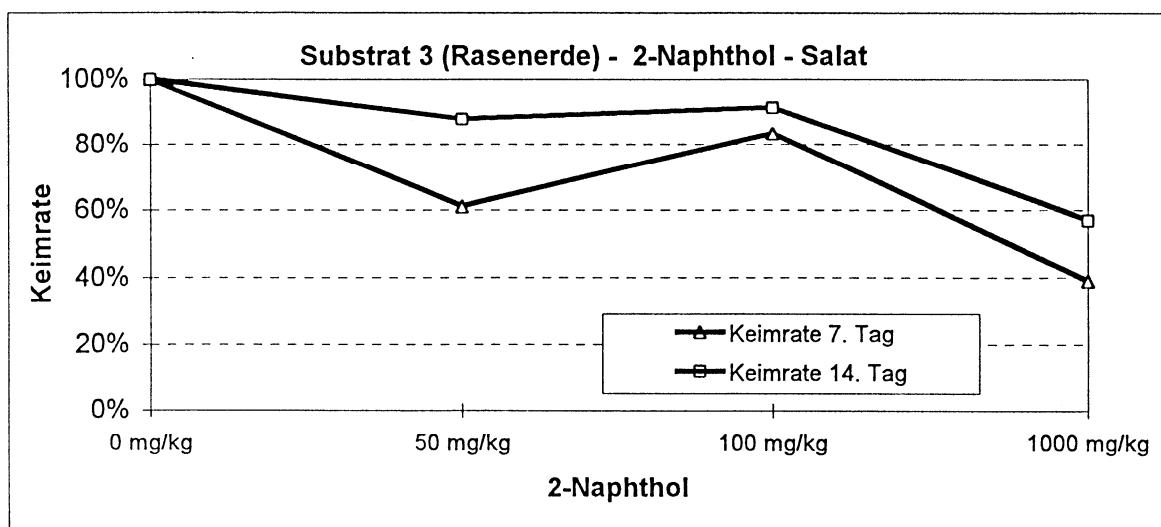


Abbildung: 1.25 Keimzahl in Rasenerde mit Aluminiumnitrat

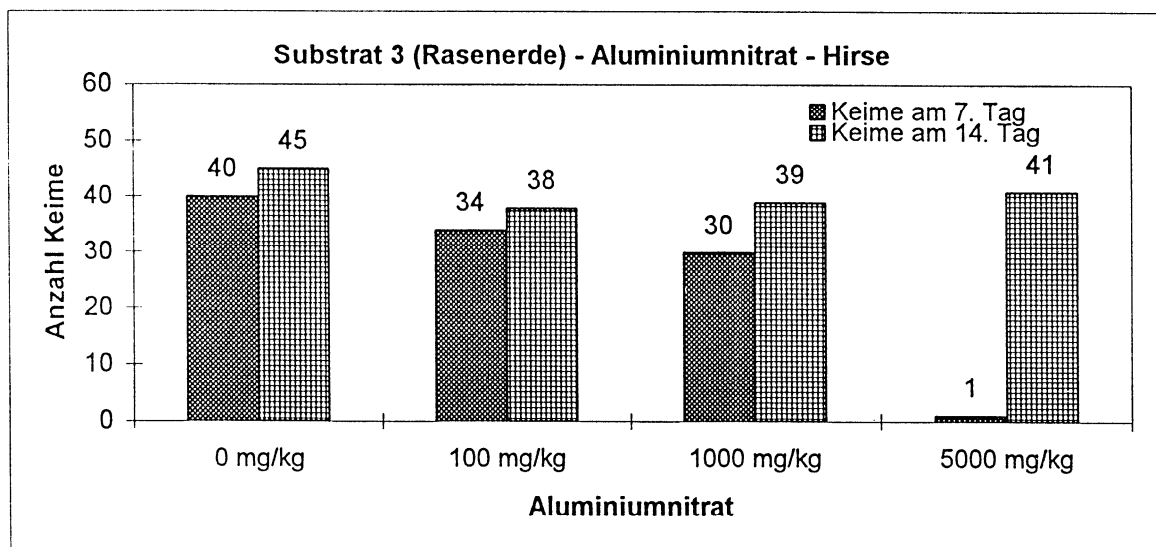
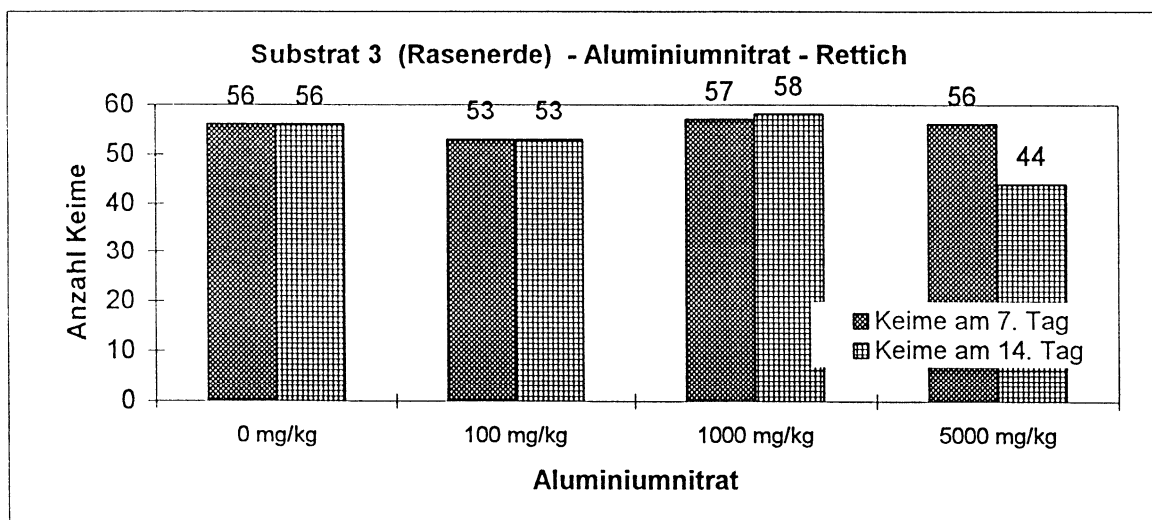
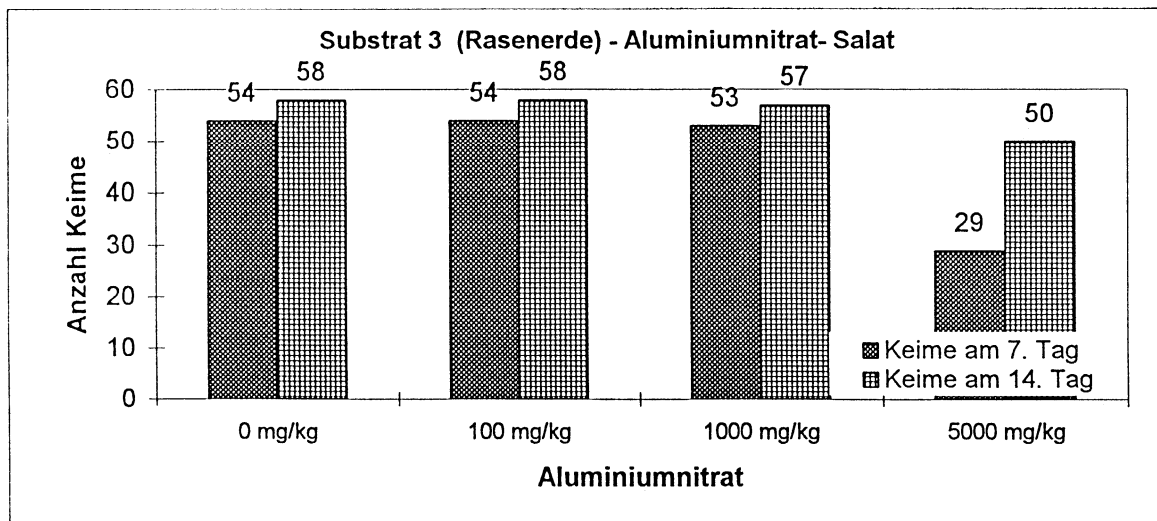


Abbildung: 1.26 Keimrate in Rasenerde mit Aluminiumnitrat

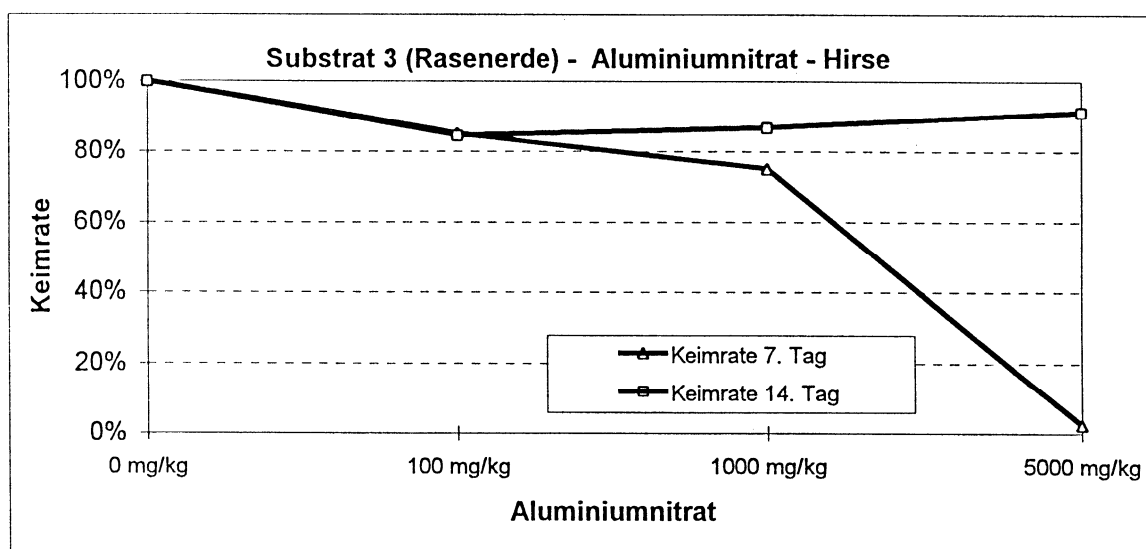
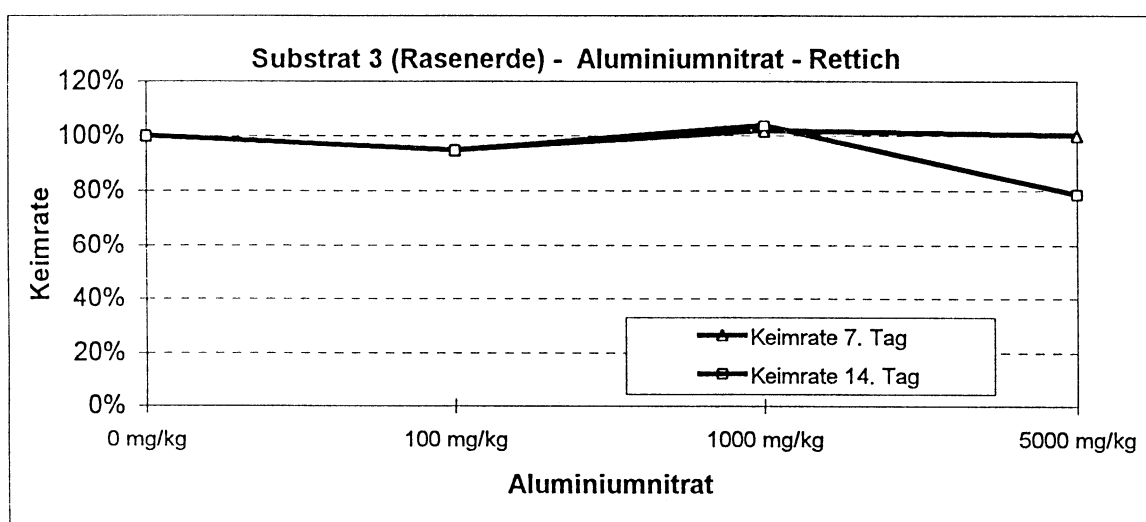
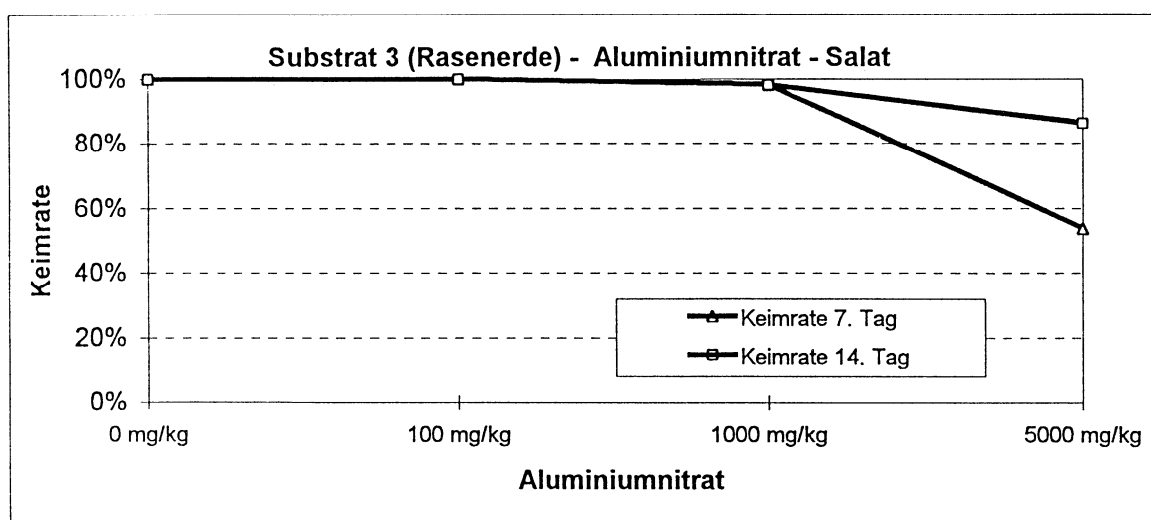


Abbildung: 1.27 Keimzahl in Rasenerde mit PDME

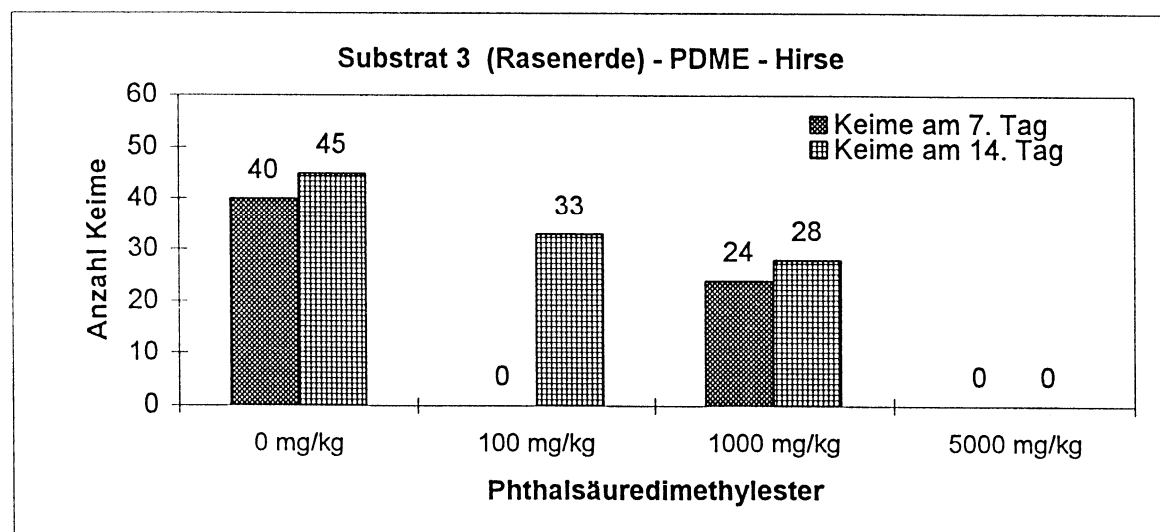
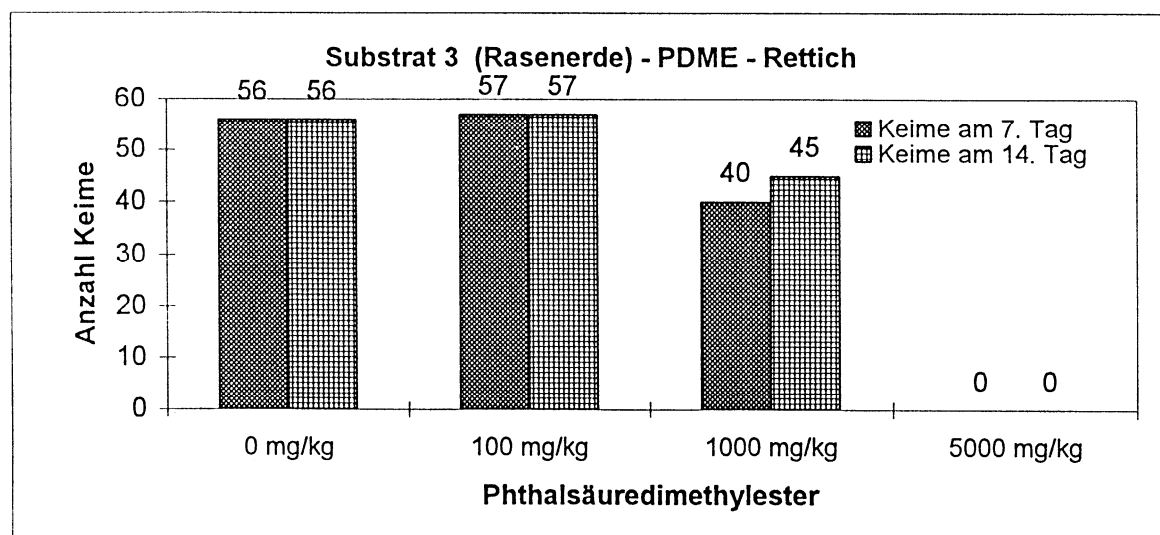
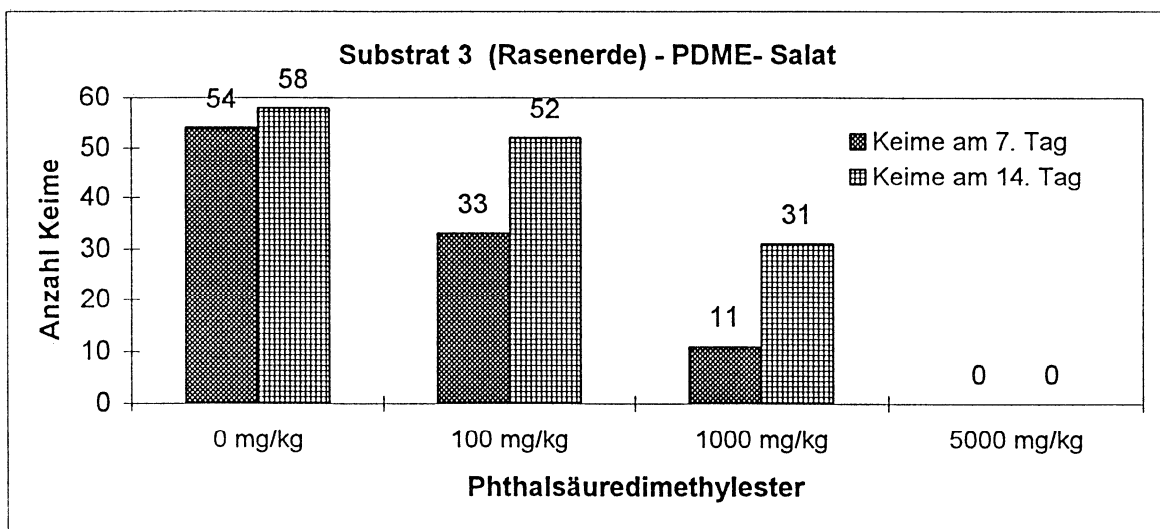


Abbildung: 1.28 Keimrate in Rasenerde mit PDME

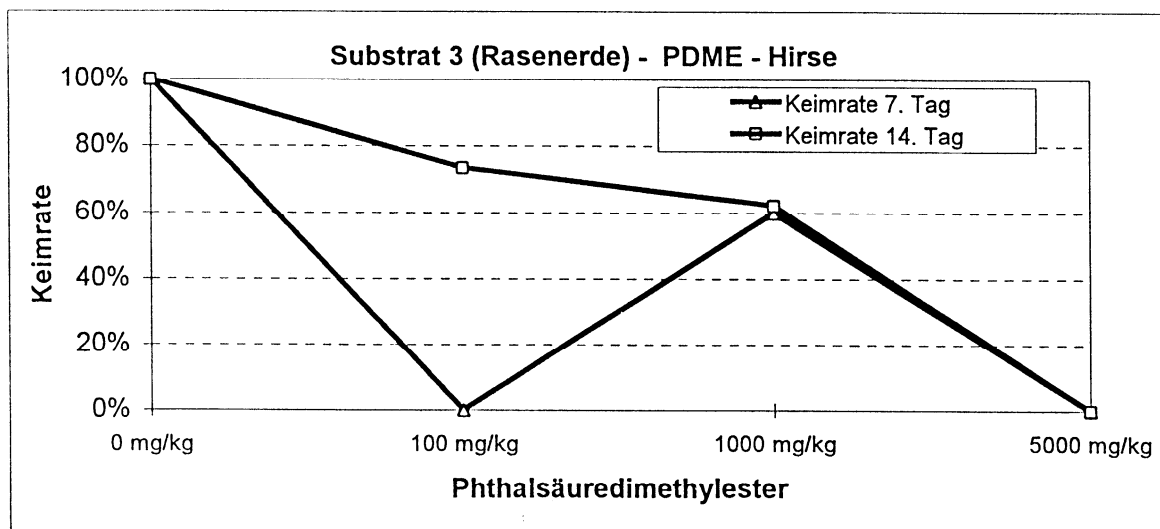
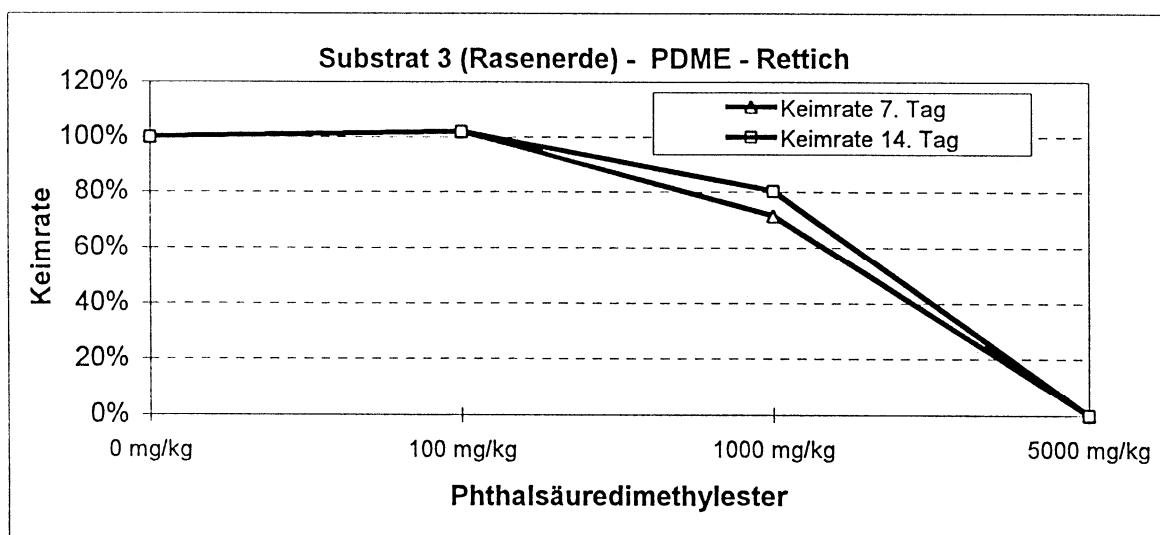
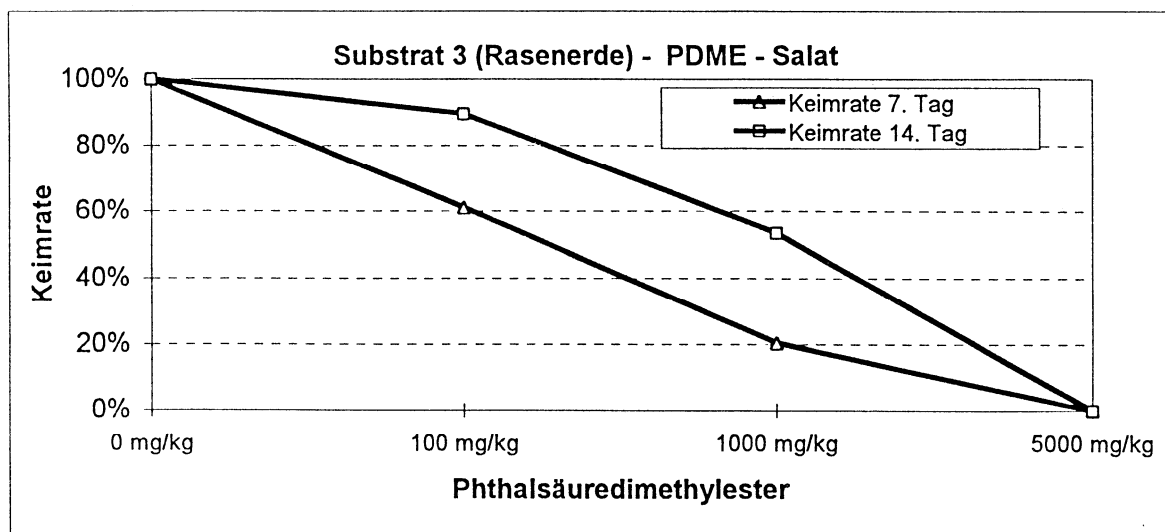


Abbildung: 1.29 Keimzahl in Rasenerde mit PDEE

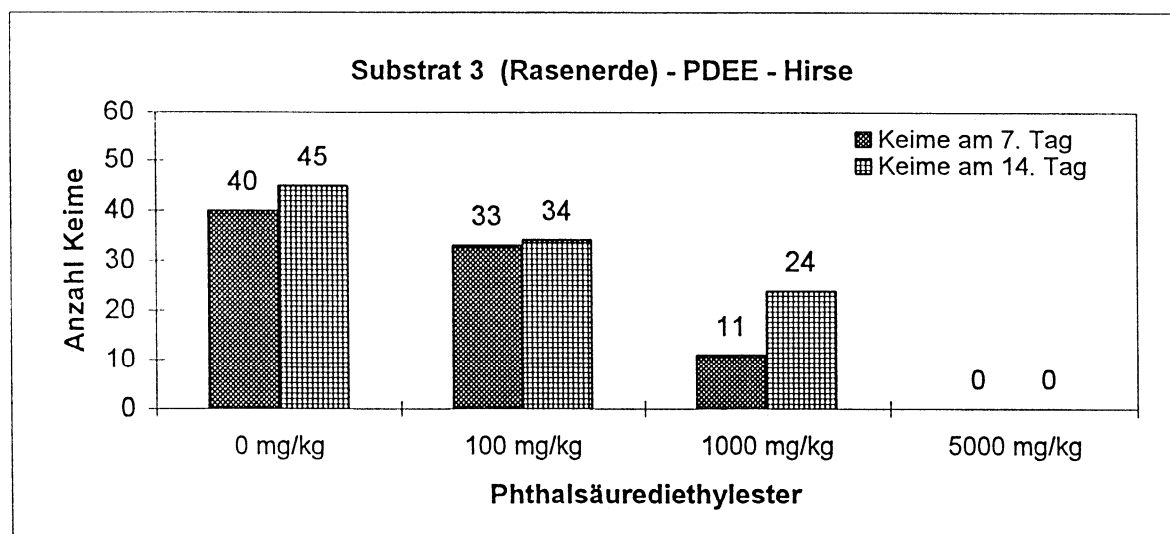
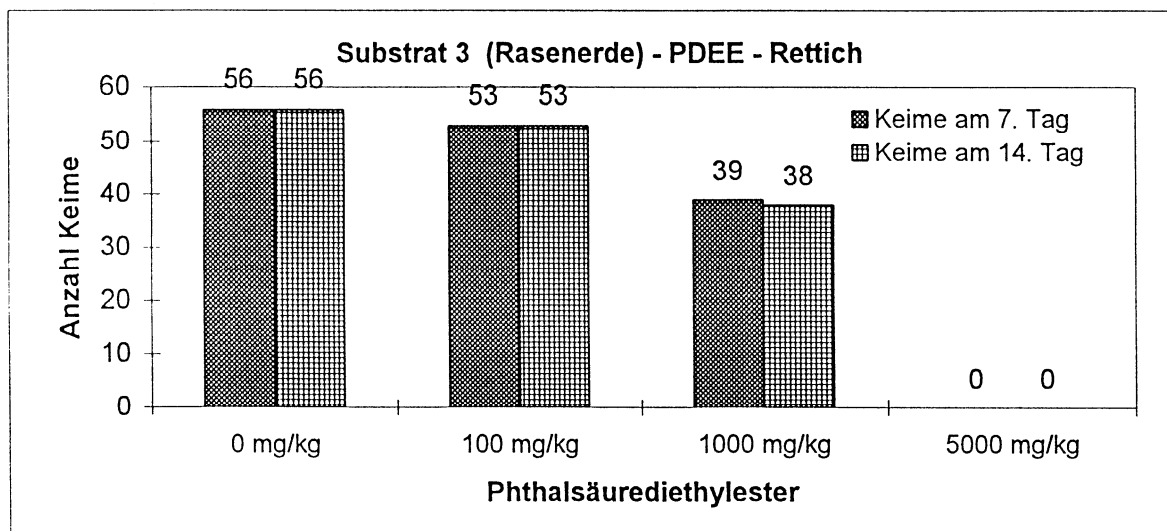
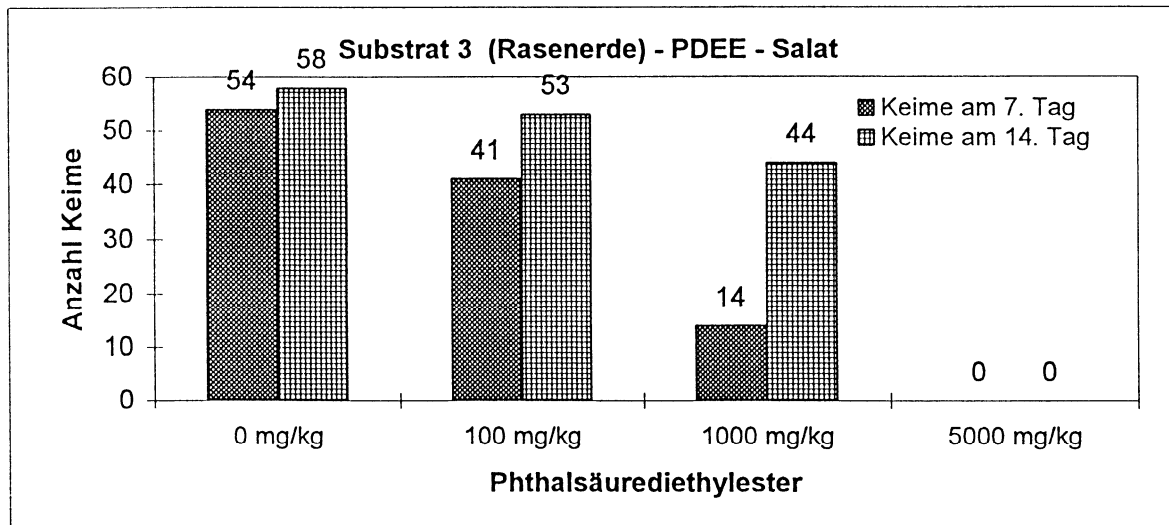
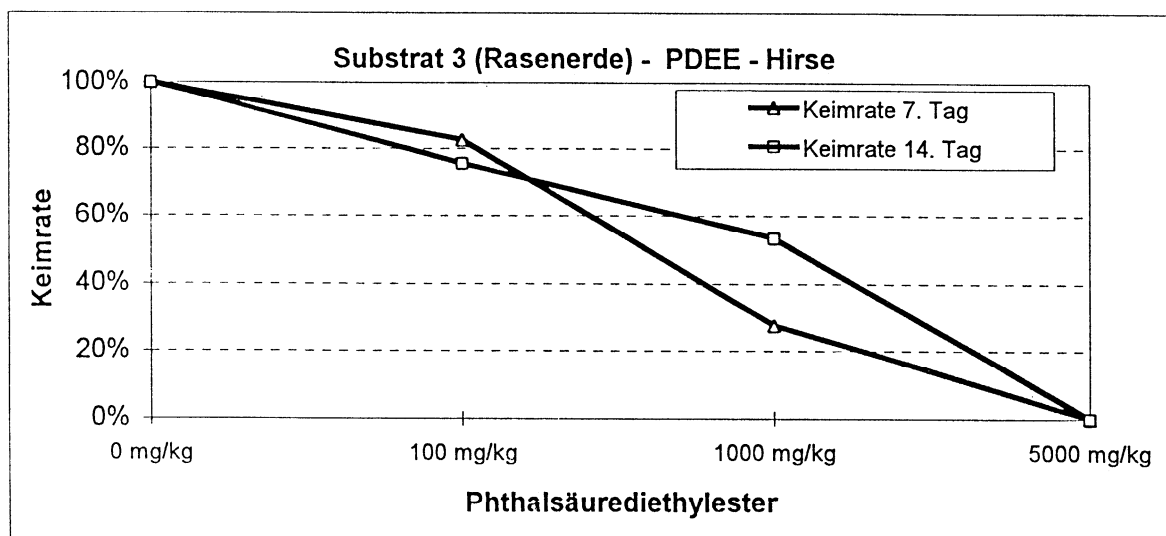
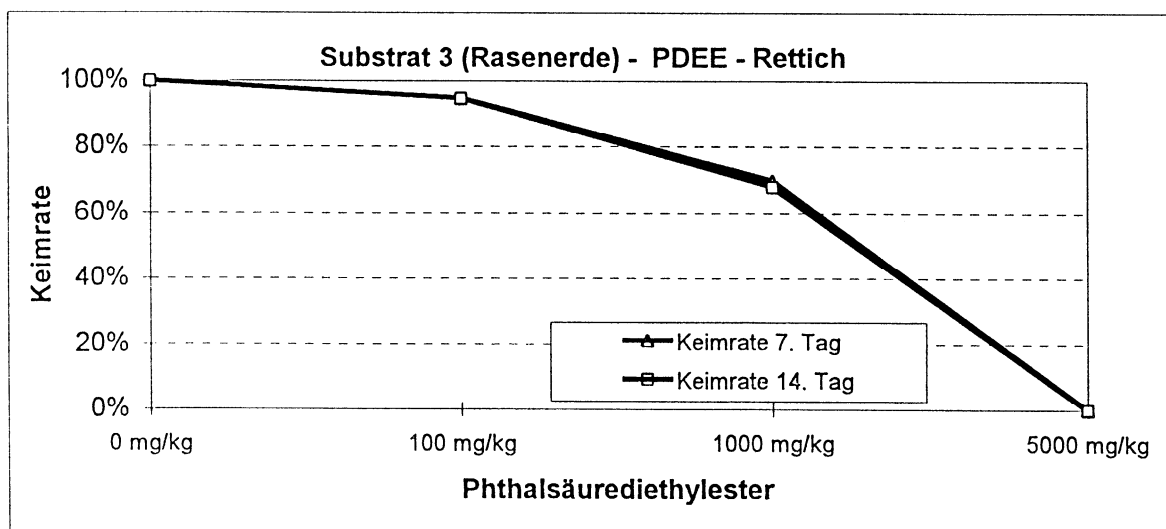
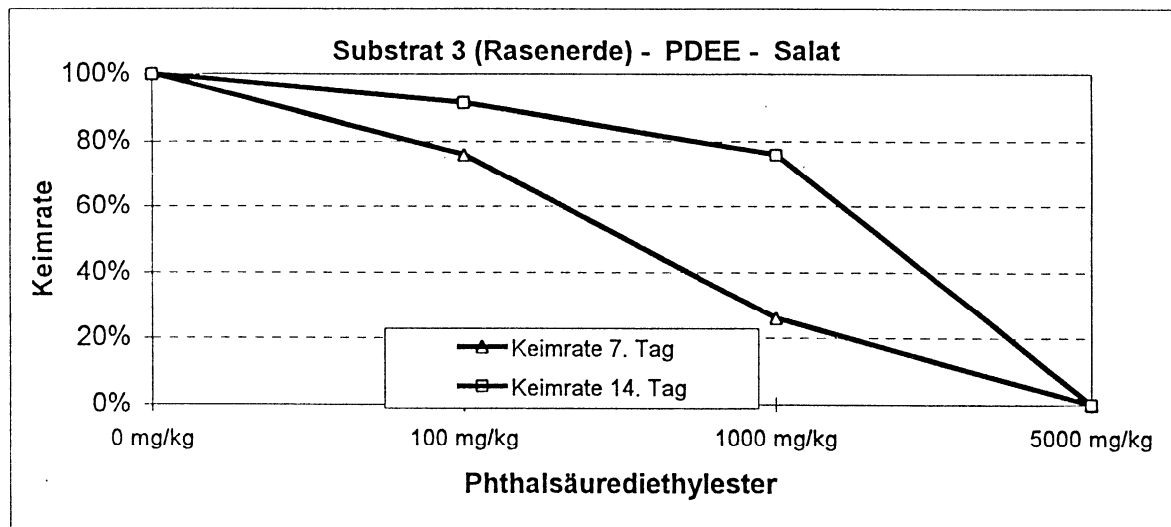


Abbildung: 1.30 Keimrate in Rasenerde mit PDEE



**Tabelle: 1.16 Keimzahlen und Keimrate in verschiedenen Erden
mit Phthalimid**

Substrat 1 bis 3 - Phthalimid - Salat

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
Phthalimid	0 mg/kg	100%	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	30%	98%	88%
Phthalimid	1000 mg/kg	8%	73%	57%
Phthalimid	5000 mg/kg	0%	8%	0%

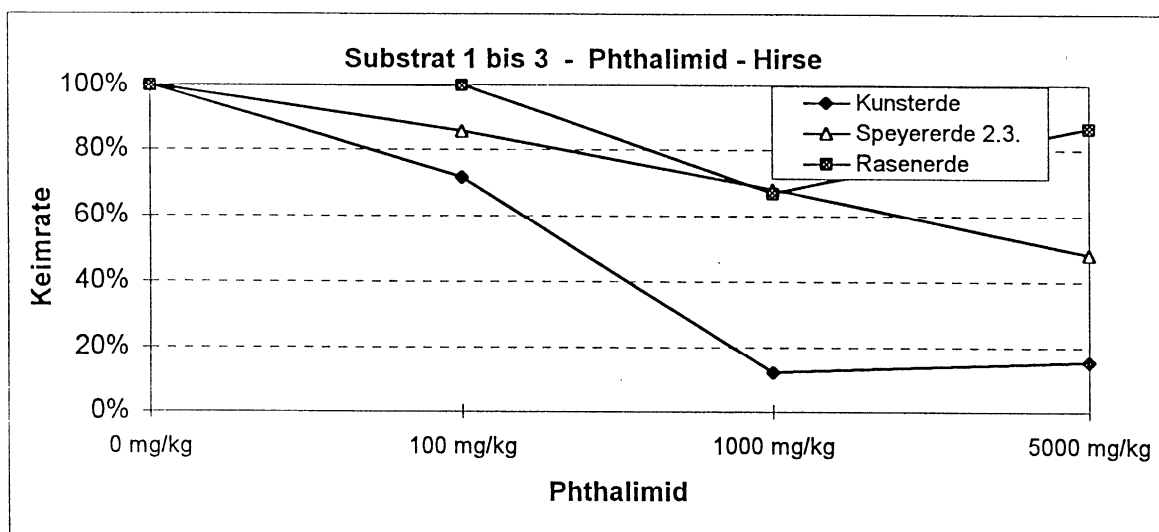
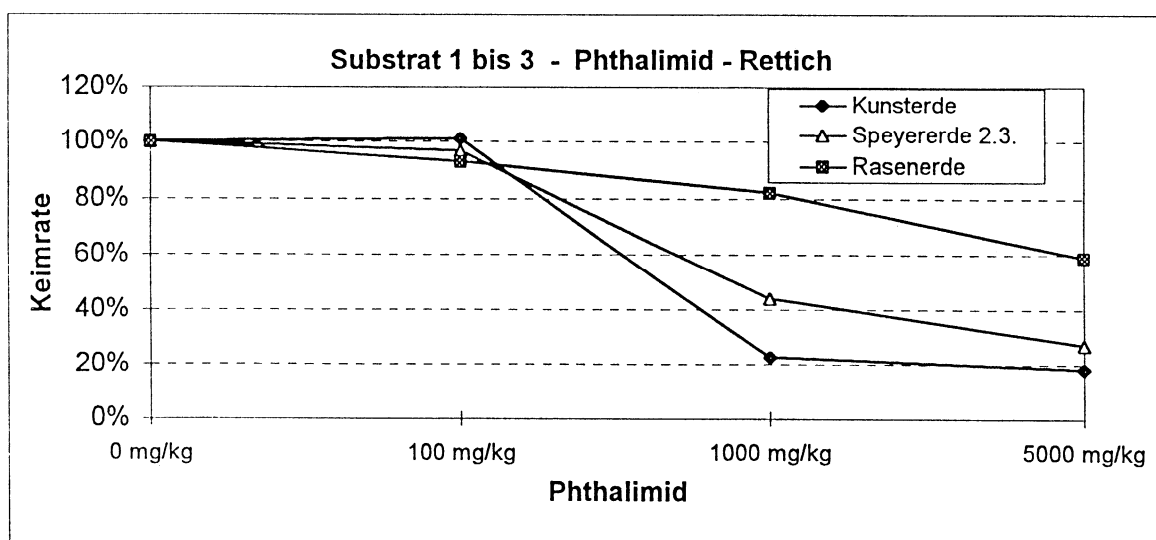
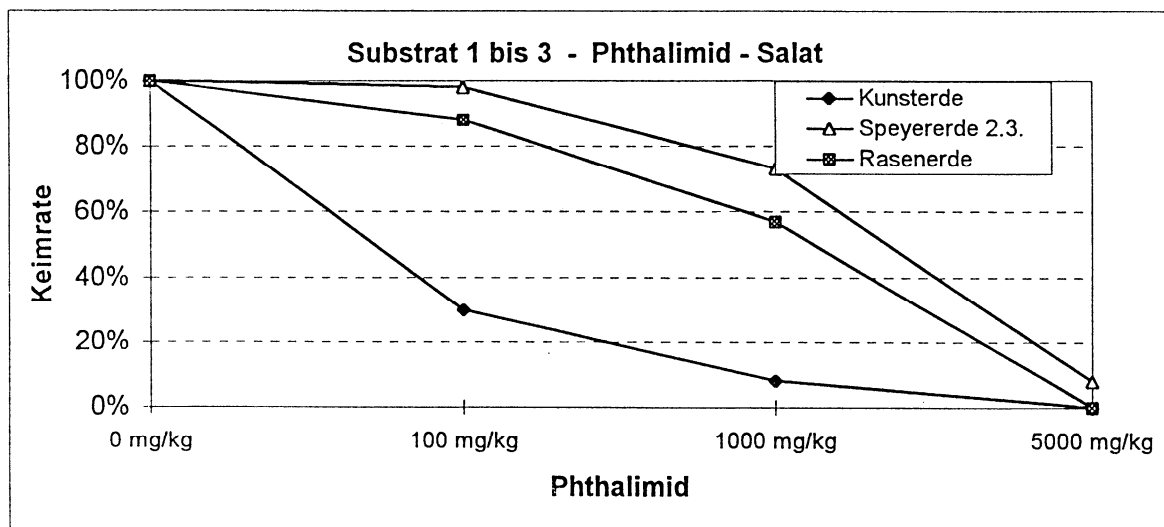
Substrat 1 bis 3 - Phthalimid - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
Phthalimid	0 mg/kg	100%	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	101%	97%	93%
Phthalimid	1000 mg/kg	23%	44%	82%
Phthalimid	5000 mg/kg	18%	27%	59%

Substrat 1 bis 3 - Phthalimid - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
Phthalimid	0 mg/kg	100%	100%	100%
Phthalimid	100 mg/kg	71%	86%	100%
Phthalimid	1000 mg/kg	12%	68%	67%
Phthalimid	5000 mg/kg	15%	48%	87%

Abbildung: 1.31 Keimrate in verschiedenen Erden mit Phthalimid



**Tabelle: 1.17 Keimzahlen und Keimrate in verschiedenen Erden
mit 2-Naphthol**

Substrat 1 bis 3 - 2-Naphthol - Salat

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
2-Naphthol	0 mg/kg	100%	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	71%	92%	88%
2-Naphthol	100 mg/kg	93%	97%	91%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0%	33%	57%

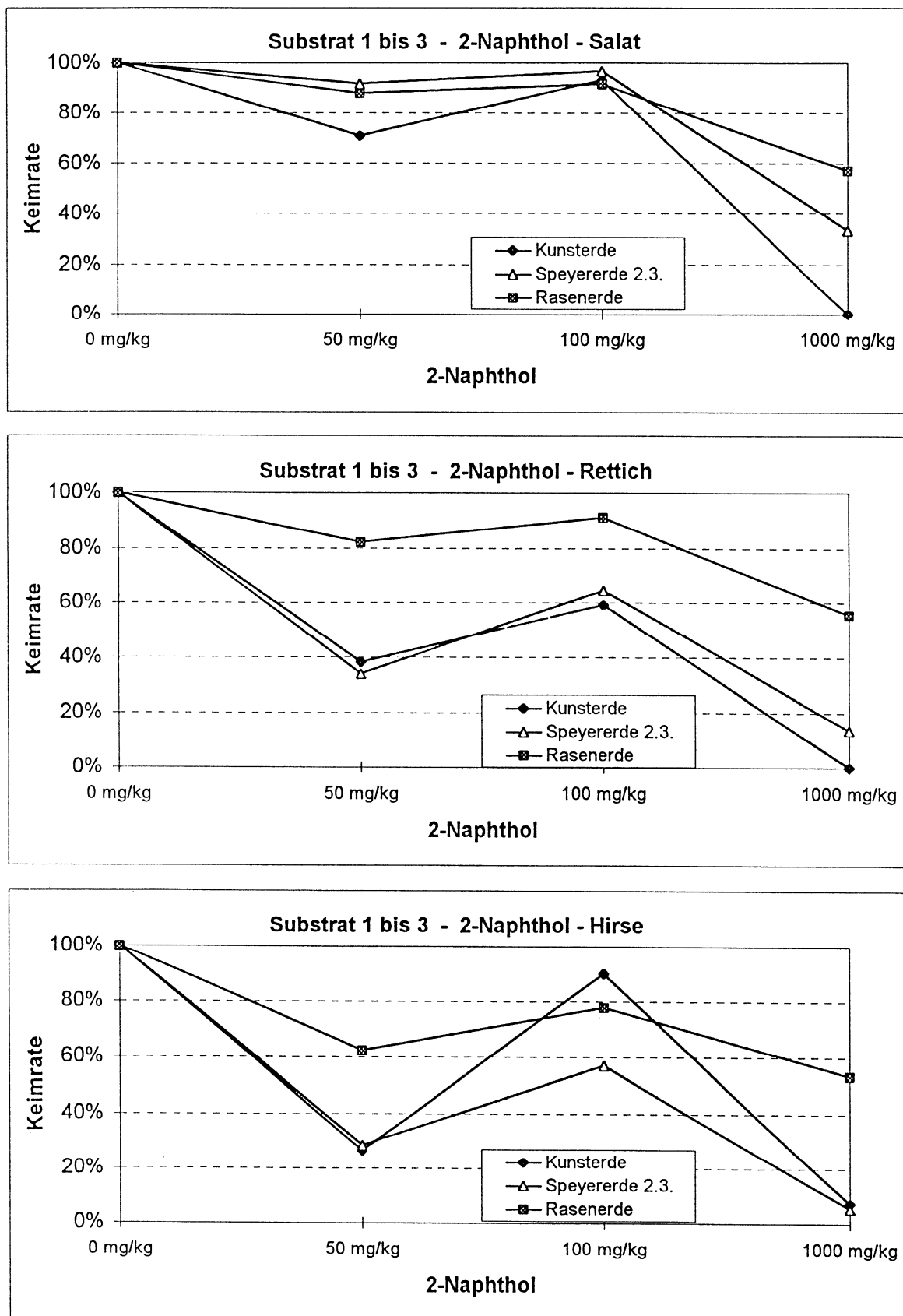
Substrat 1 bis 3 - 2-Naphthol - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
2-Naphthol	0 mg/kg	100%	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	38%	34%	82%
2-Naphthol	100 mg/kg	59%	64%	91%
2-Naphthol	1000 mg/kg	0%	14%	55%

Substrat 1 bis 3 - 2-Naphthol - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
2-Naphthol	0 mg/kg	100%	100%	100%
2-Naphthol	50 mg/kg	27%	29%	62%
2-Naphthol	100 mg/kg	90%	57%	78%
2-Naphthol	1000 mg/kg	7%	5%	53%

Abbildung: 1.32 Keimrate in verschiedenen Erden mit 2-Naphthol



**Tabelle: 1.18 Keimzahlen und Keimrate in verschiedenen Erden
mit Aluminiumnitrat**

Substrat 1 bis 3 - Aluminiumnitrat - Salat

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	100%	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	112%	95%	100%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	114%	98%	98%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	109%	67%	86%

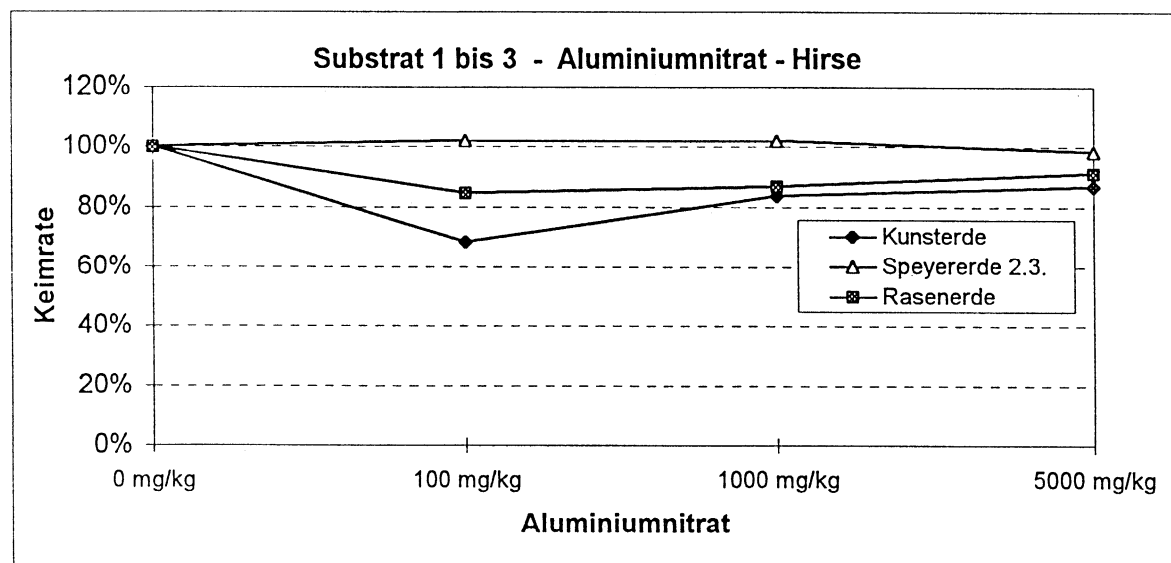
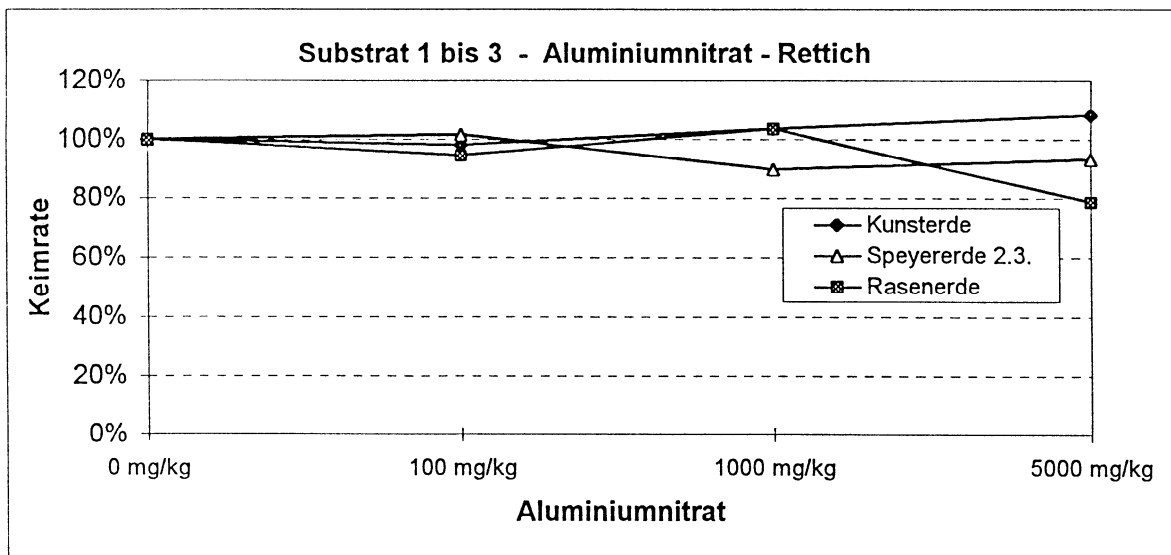
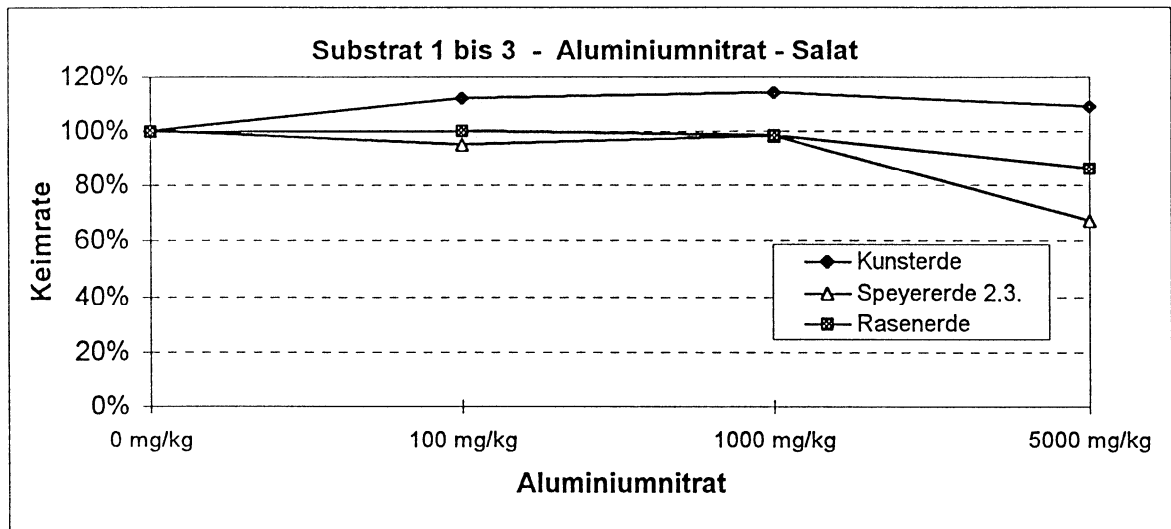
Substrat 1 bis 3 - Aluminiumnitrat - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	100%	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	98%	102%	95%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	104%	90%	104%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	108%	93%	79%

Substrat 1 bis 3 - Aluminiumnitrat - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	100%	100%	100%
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	68%	102%	84%
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	84%	102%	87%
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	87%	98%	91%

Abbildung: 1.33 Keimrate in verschiedenen Erden mit Aluminiumnitrat



**Tabelle: 1.19 Keimzahlen und Keimrate in verschiedenen Erden
mit PDME**

Substrat 1 bis 3 - Phthalsäuredimethylester - Salat

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
PDME	0 mg/kg	100%	100%	100%
PDME	100 mg/kg	42%	95%	90%
PDME	1000 mg/kg	36%	53%	53%
PDME	5000 mg/kg	9%	0%	0%

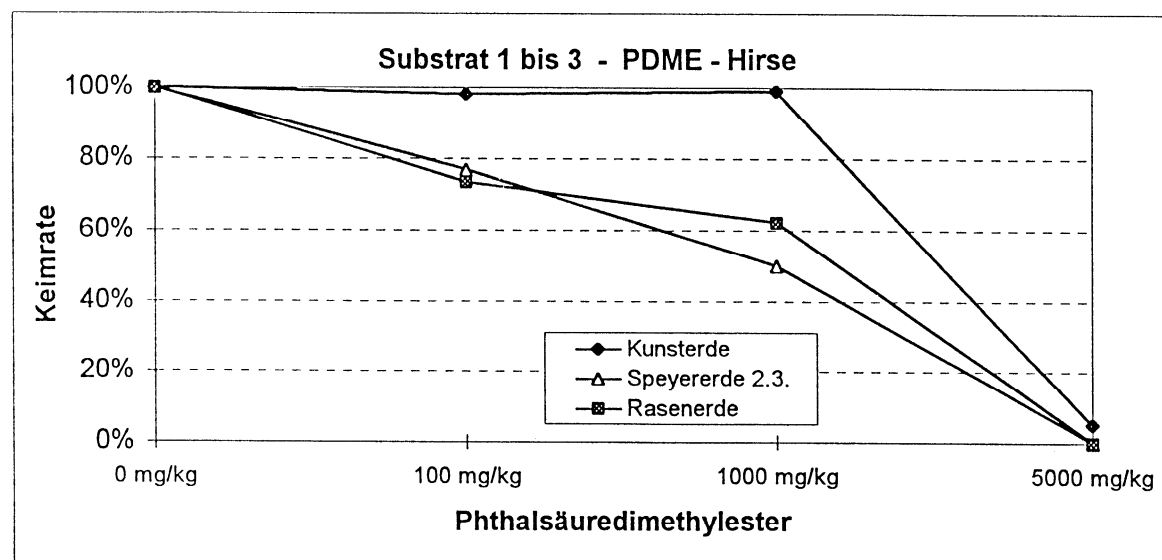
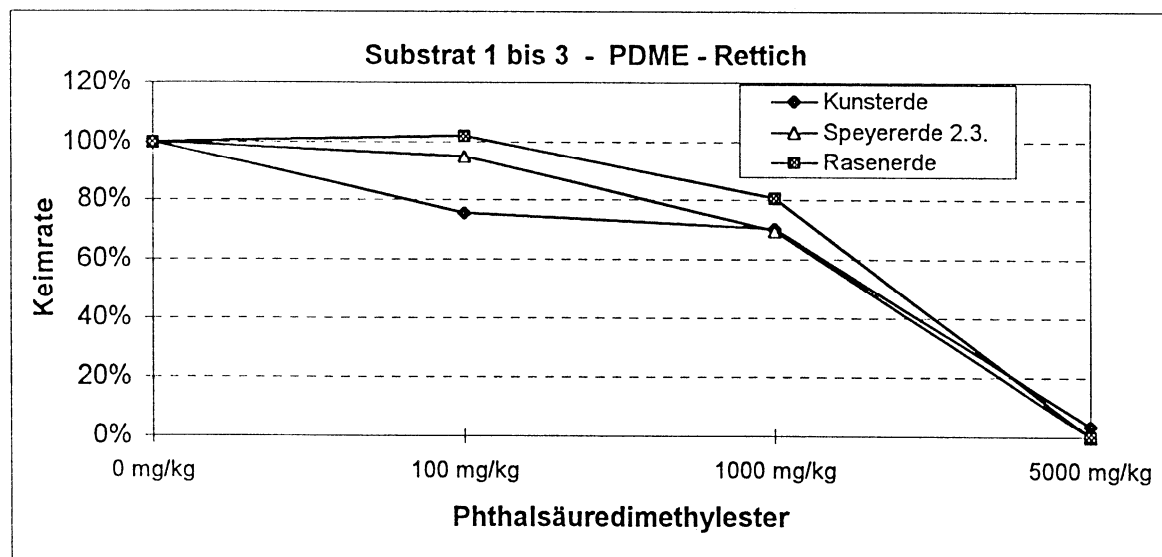
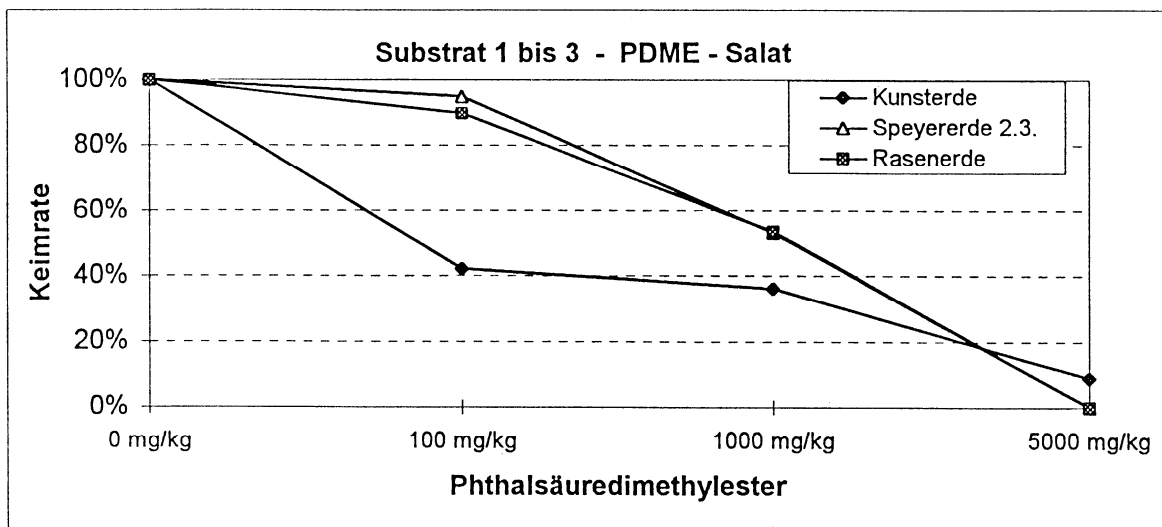
Substrat 1 bis 3 - Phthalsäuredimethylester - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
PDME	0 mg/kg	100%	100%	100%
PDME	100 mg/kg	75%	95%	102%
PDME	1000 mg/kg	70%	69%	80%
PDME	5000 mg/kg	4%	0%	0%

Substrat 1 bis 3 - Phthalsäuredimethylester - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
PDME	0 mg/kg	100%	100%	100%
PDME	100 mg/kg	98%	77%	73%
PDME	1000 mg/kg	99%	50%	62%
PDME	5000 mg/kg	5%	0%	0%

Abbildung: 1.34 Keimrate in verschiedenen Erden mit PDME



**Tabelle: 1.20 Keimzahlen und Keimrate in verschiedenen Erden
mit PDEE**

Substrat 1 bis 3 - Phthalsäurediethylester - Salat

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
PDEE	0 mg/kg	100%	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	92%	93%	91%
PDEE	1000 mg/kg	66%	57%	76%
PDEE	5000 mg/kg	15%	0%	0%

Substrat 1 bis 3 - Phthalsäurediethylester - Rettich

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
PDEE	0 mg/kg	100%	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	98%	95%	95%
PDEE	1000 mg/kg	82%	64%	68%
PDEE	5000 mg/kg	31%	0%	0%

Substrat 1 bis 3 - Phthalsäurediethylester - Hirse

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Keimrate nach 14 Tagen in %		
		Kunsterde	Speyererde 2.3.	Rasenerde
PDEE	0 mg/kg	100%	100%	100%
PDEE	100 mg/kg	98%	39%	76%
PDEE	1000 mg/kg	98%	18%	53%
PDEE	5000 mg/kg	48%	0%	0%

Abbildung: 1.35 Keimrate in verschiedenen Erden mit PDEE

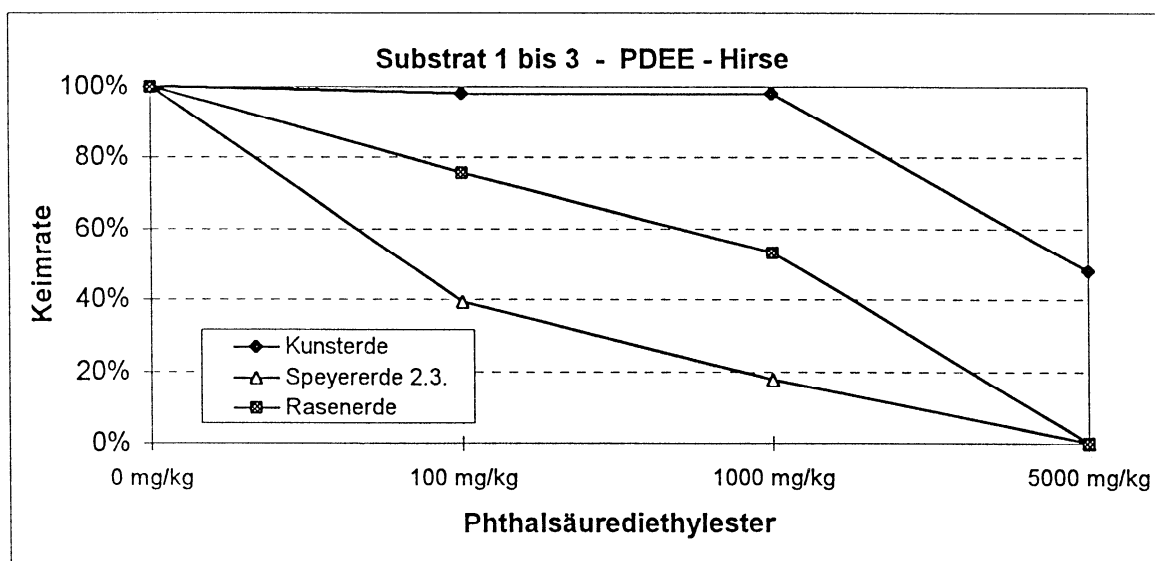
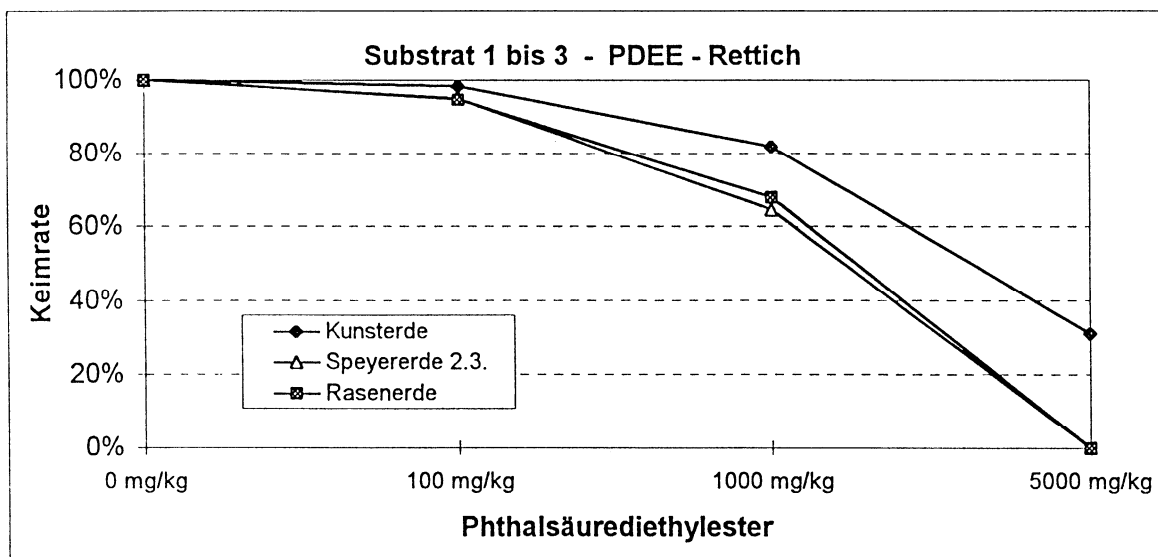
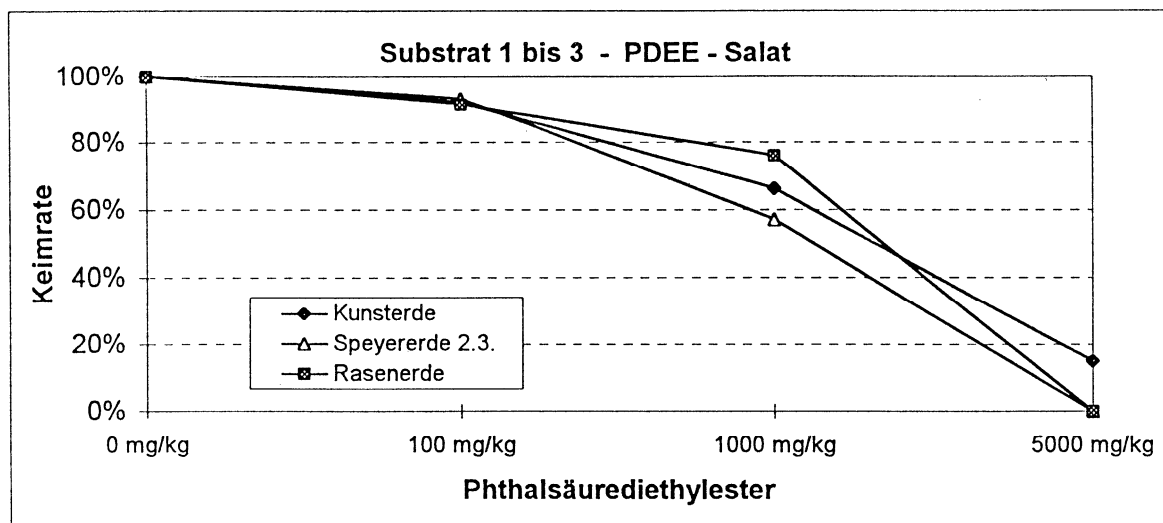


Tabelle: 1.21 Frischmassen Substrat Kunsterde - Salat

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Phthalimid	0 mg/kg	0,348 g	0,460 g	45	51
Phthalimid	100 mg/kg	0,349 g	0,659 g	12	16
Phthalimid	1000 mg/kg	0,053 g	0,000 g	5	2
Phthalimid	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
2-Naphthol	0 mg/kg	0,348 g	0,460 g	45	51
2-Naphthol	50 mg/kg	0,269 g	0,439 g	23	27
2-Naphthol	100 mg/kg	0,178 g	0,370 g	50	43
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,348 g	0,460 g	45	51
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	0,331 g	0,971 g	55	55
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,171 g	0,545 g	57	55
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,068 g	0,057 g	37	36

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDME	0 mg/kg	0,348 g	0,460 g	45	51
PDME	100 mg/kg	0,134 g	0,207 g	31	31
PDME	1000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	3
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDEE	0 mg/kg	0,348 g	0,460 g	45	51
PDEE	100 mg/kg	0,029 g	0,118 g	49	43
PDEE	1000 mg/kg	0,023 g	0,034 g	32	33
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Abbildung: 1.36 Frischmassen Substrat Kunsterde - Salat

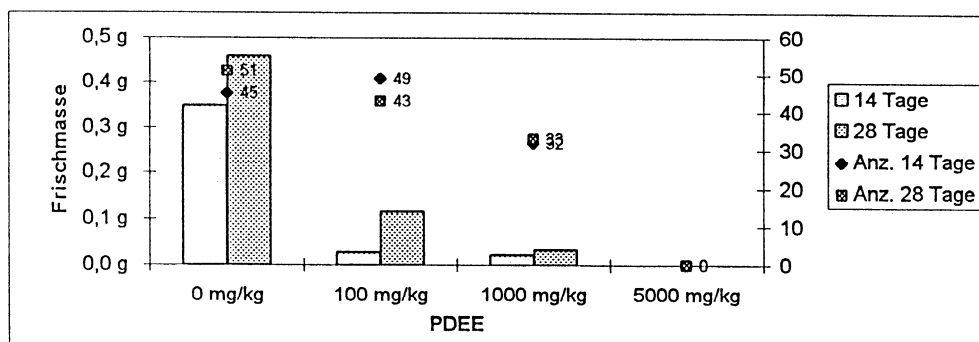
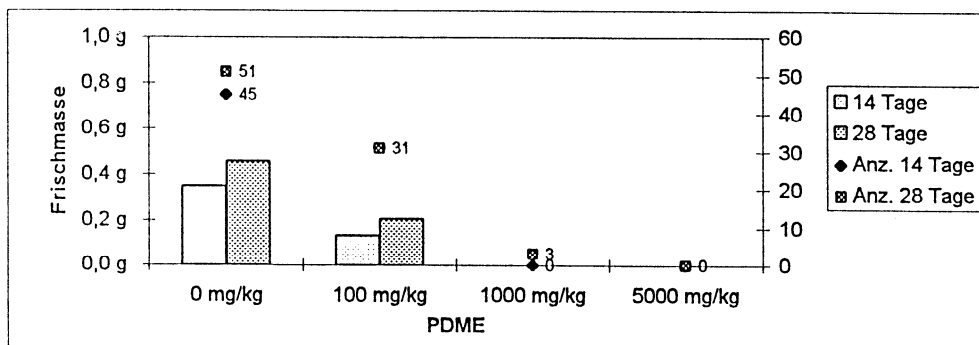
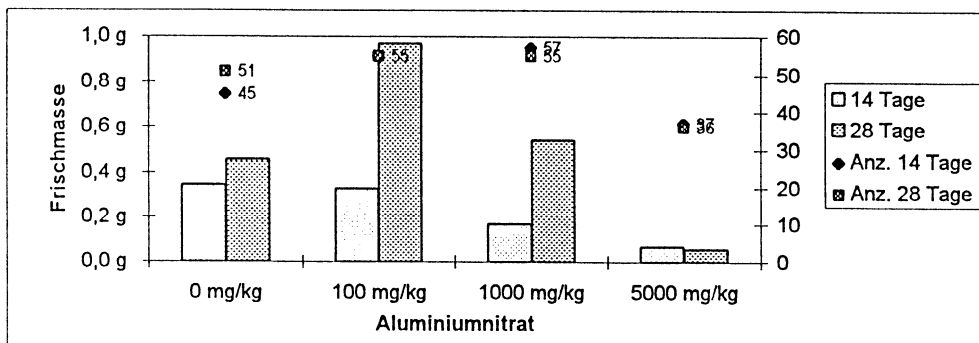
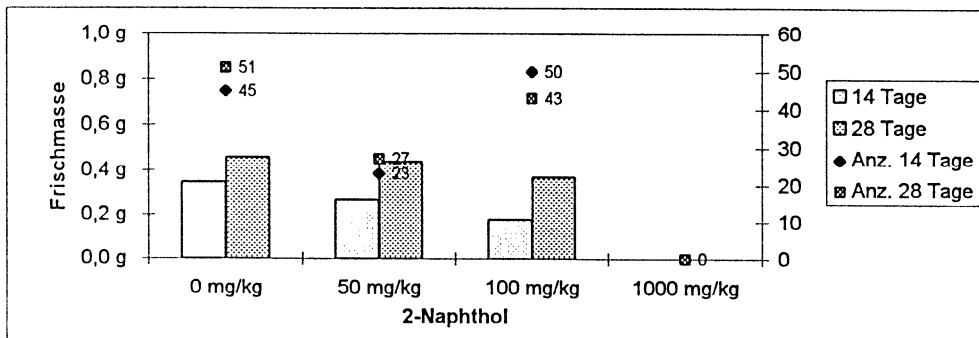
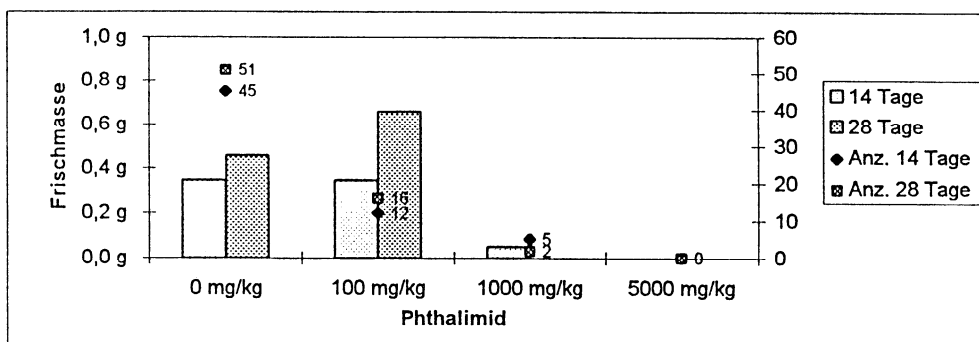


Tabelle: 1.22 Frischmassen Substrat Kunsterde - Rettich

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Phthalimid	0 mg/kg	0,479 g	0,606 g	54	56
Phthalimid	100 mg/kg	0,514 g	0,638 g	56	55
Phthalimid	1000 mg/kg	1,633 g	1,213 g	7	10
Phthalimid	5000 mg/kg	0,266 g	1,288 g	2	2

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
2-Naphthol	0 mg/kg	0,479 g	0,606 g	54	56
2-Naphthol	50 mg/kg	0,900 g	0,784 g	13	21
2-Naphthol	100 mg/kg	0,378 g	0,423 g	33	37
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,479 g	0,606 g	54	56
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	0,556 g	1,773 g	52	37
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,733 g	1,059 g	52	56
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,666 g	0,936 g	21	24

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDME	0 mg/kg	0,479 g	0,606 g	54	56
PDME	100 mg/kg	0,276 g	0,382 g	43	40
PDME	1000 mg/kg	0,215 g	0,211 g	31	37
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0,049 g	0	1

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage+D18	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDEE	0 mg/kg	0,479 g	0,606 g	54	56
PDEE	100 mg/kg	0,207 g	0,240 g	51	54
PDEE	1000 mg/kg	0,021 g	0,088 g	32	39
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	5

Abbildung: 1.37 Frischmassen Substrat Kunsterde - Rettich

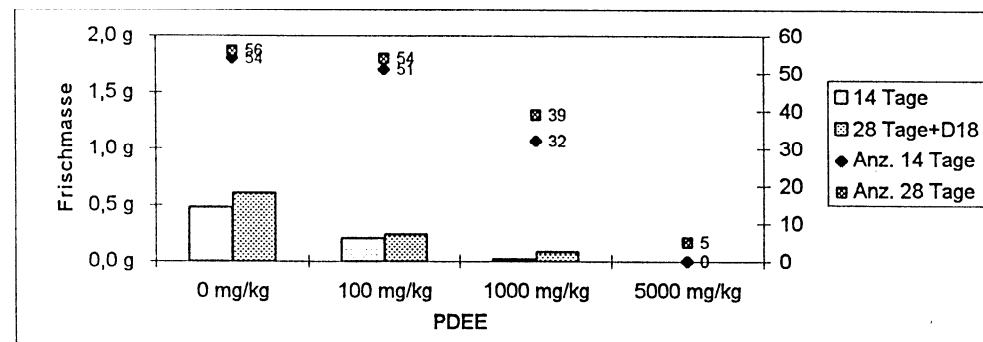
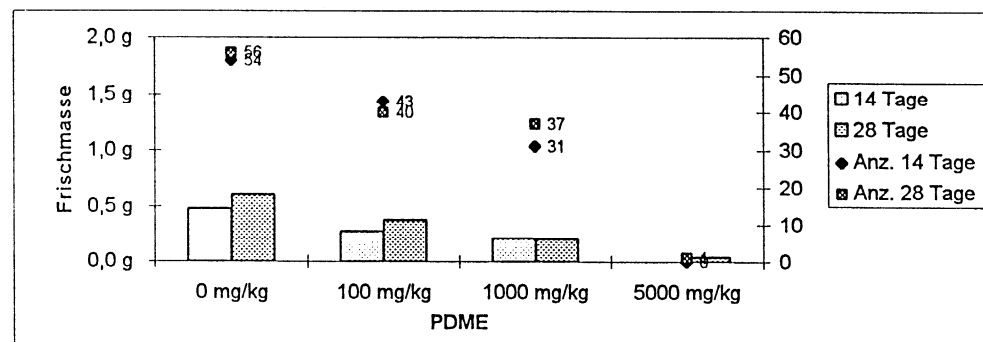
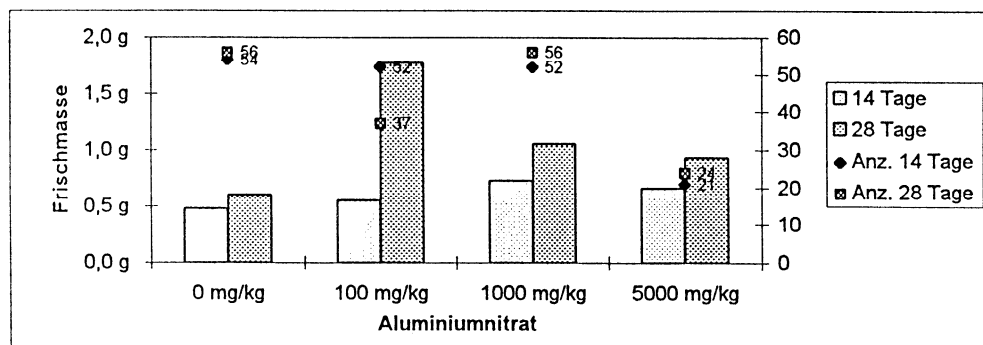
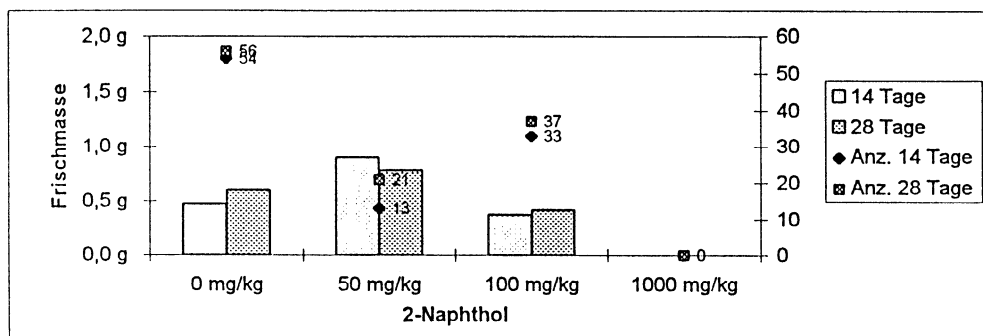
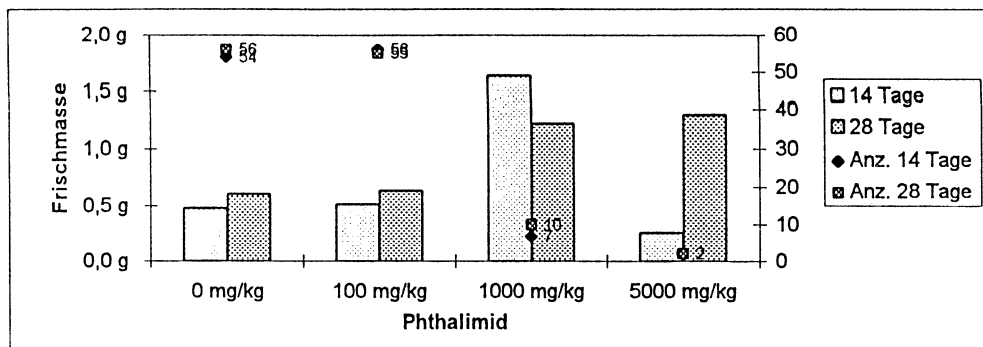


Tabelle: 1.23 Frischmassen Substrat Kunsterde - Hirse

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Phthalimid	0 mg/kg	0,163 g	0,234 g	47	50
Phthalimid	100 mg/kg	0,154 g	0,288 g	55	55
Phthalimid	1000 mg/kg	0,114 g	0,446 g	42	51
Phthalimid	5000 mg/kg	0,062 g	0,240 g	27	42

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
2-Naphthol	0 mg/kg	0,163 g	0,234 g	47	50
2-Naphthol	50 mg/kg	0,093 g	0,146 g	41	52
2-Naphthol	100 mg/kg	0,134 g	0,189 g	43	55
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	1	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,163 g	0,234 g	47	50
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	0,128 g	0,336 g	52	49
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,274 g	0,787 g	49	53
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,132 g	0,328 g	37	39

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDME	0 mg/kg	0,163 g	0,234 g	47	50
PDME	100 mg/kg	0,108 g	0,243 g	55	53
PDME	1000 mg/kg	0,091 g	0,190 g	43	52
PDME	5000 mg/kg	0,016 g	0,000 g	3	1

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage+D18	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDEE	0 mg/kg	0,163 g	0,234 g	47	50
PDEE	100 mg/kg	0,136 g	0,165 g	55	58
PDEE	1000 mg/kg	0,095 g	0,151 g	49	52
PDEE	5000 mg/kg	0,062 g	0,080 g	28	26

Abbildung: 1.38 Frischmassen Substrat Kunsterde - Hirse

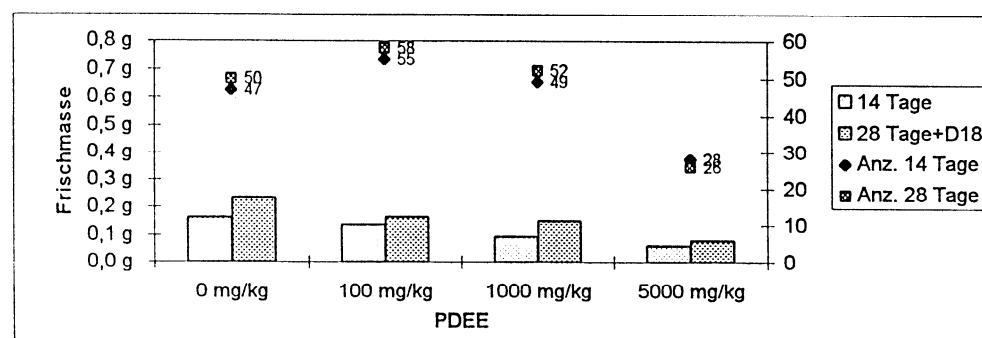
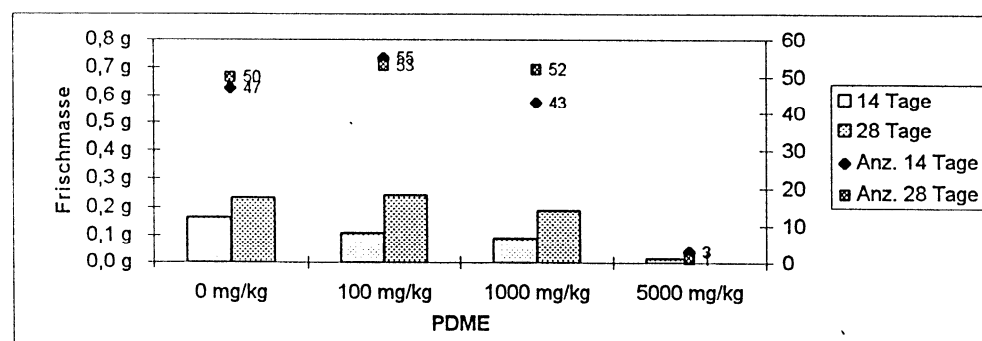
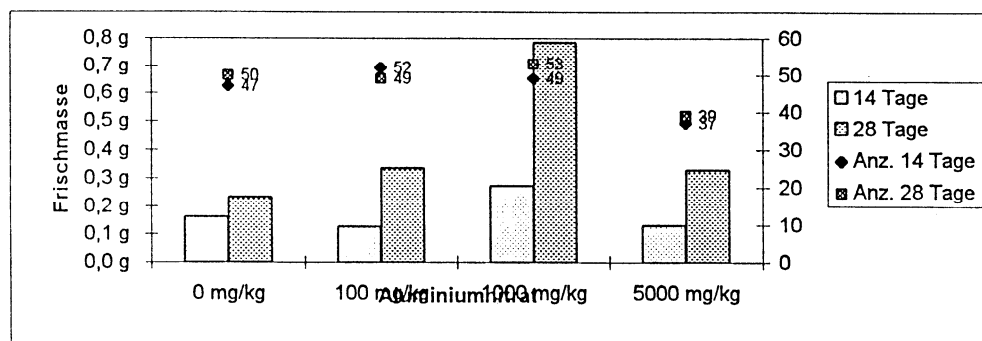
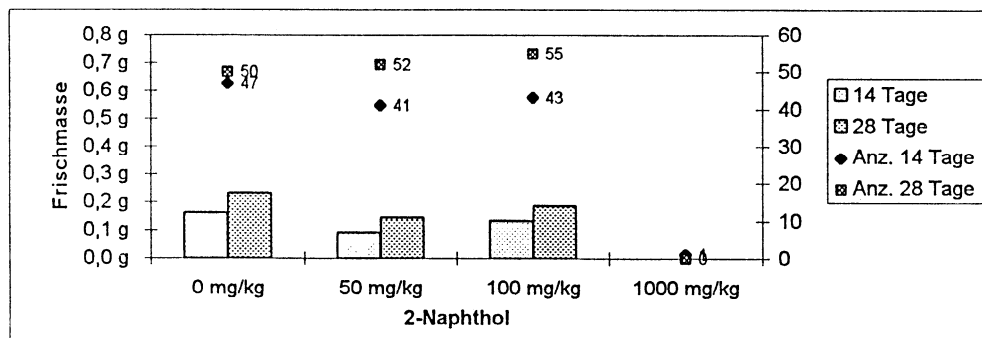
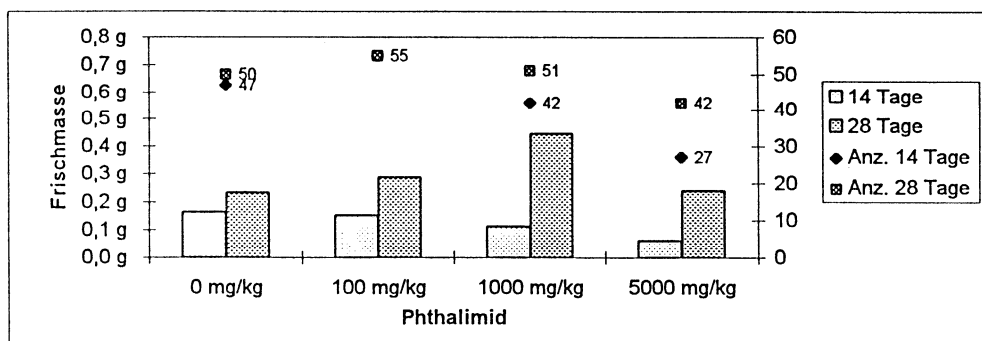


Tabelle: 1.24 Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Salat

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
Phthalimid	0 mg/kg	1,174 g	30
Phthalimid	100 mg/kg	1,239 g	29
Phthalimid	1000 mg/kg	1,465 g	21
Phthalimid	5000 mg/kg	0,010 g	3

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
2-Naphthol	0 mg/kg	1,174 g	30
2-Naphthol	50 mg/kg	1,226 g	27
2-Naphthol	100 mg/kg	1,154 g	29
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,483 g	5

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	1,174 g	30
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	1,468 g	29
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	1,172 g	29
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,057 g	22

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
PDME	0 mg/kg	1,174 g	30
PDME	100 mg/kg	1,251 g	29
PDME	1000 mg/kg	0,071 g	14
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
PDEE	0 mg/kg	1,174 g	30
PDEE	100 mg/kg	0,716 g	28
PDEE	1000 mg/kg	0,066 g	17
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0

Abbildung: 1.39 Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Salat

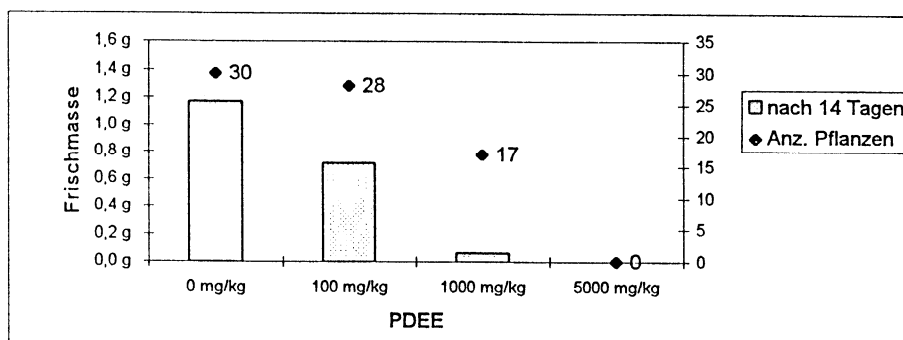
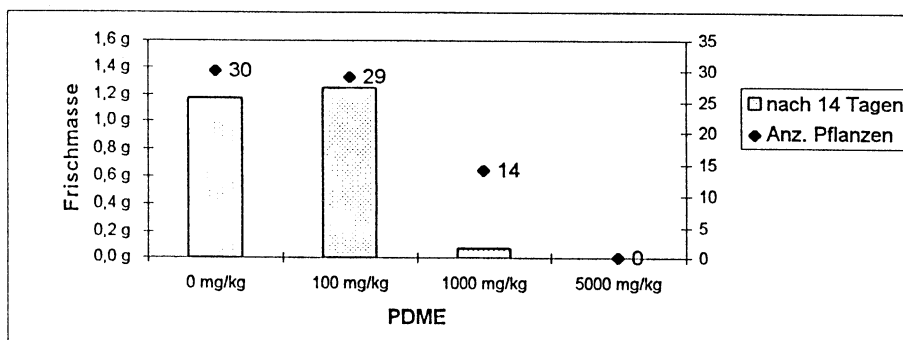
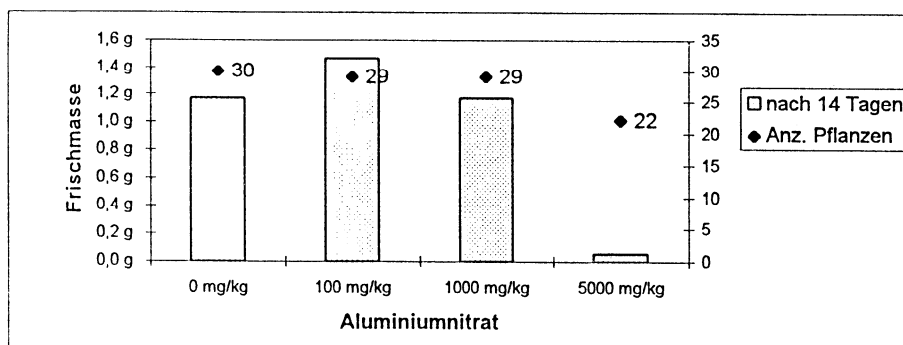
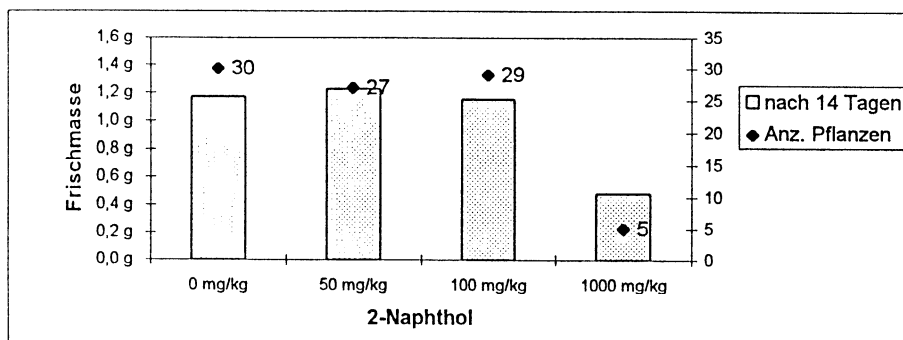
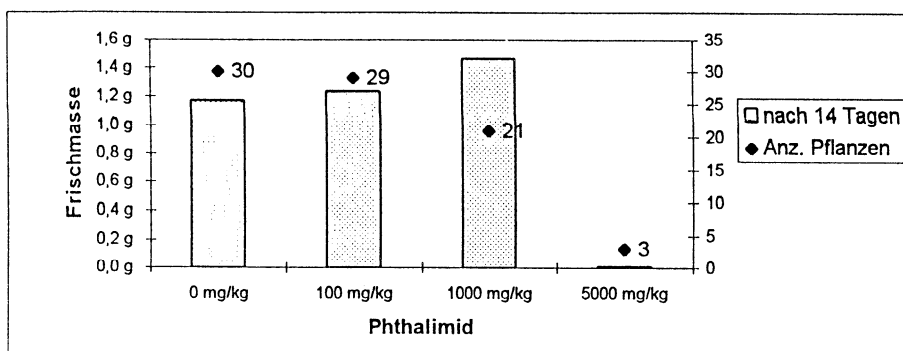


Tabelle: 1.25 Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Rettich

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
Phthalimid	0 mg/kg	0,873 g	30
Phthalimid	100 mg/kg	1,100 g	28
Phthalimid	1000 mg/kg	1,321 g	14
Phthalimid	5000 mg/kg	0,000 g	1

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
2-Naphthol	0 mg/kg	0,873 g	30
2-Naphthol	50 mg/kg	1,022 g	12
2-Naphthol	100 mg/kg	1,217 g	18
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,611 g	5

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,873 g	30
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	1,056 g	30
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	1,505 g	25
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,319 g	17

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
PDME	0 mg/kg	0,873 g	30
PDME	100 mg/kg	1,578 g	28
PDME	1000 mg/kg	0,722 g	7
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
PDEE	0 mg/kg	0,873 g	30
PDEE	100 mg/kg	1,208 g	29
PDEE	1000 mg/kg	0,272 g	13
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0

Abbildung: 1.40 Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Rettich

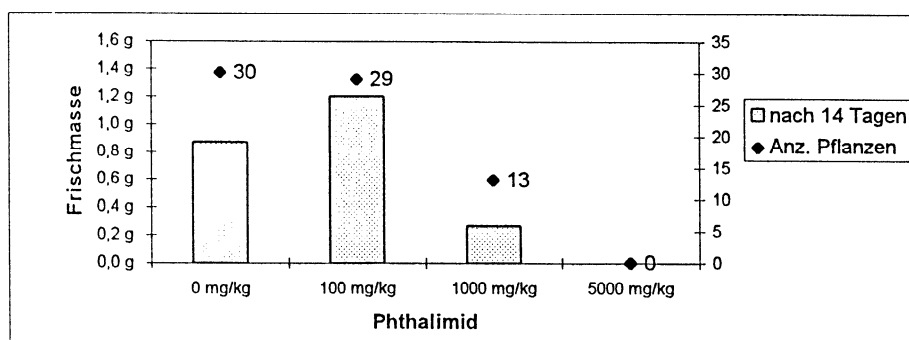
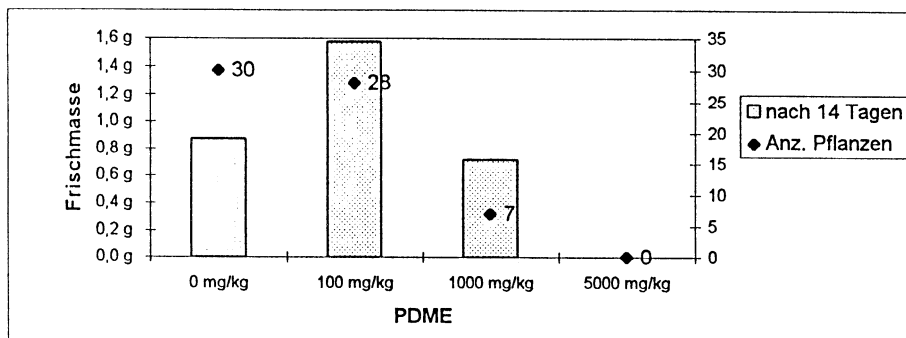
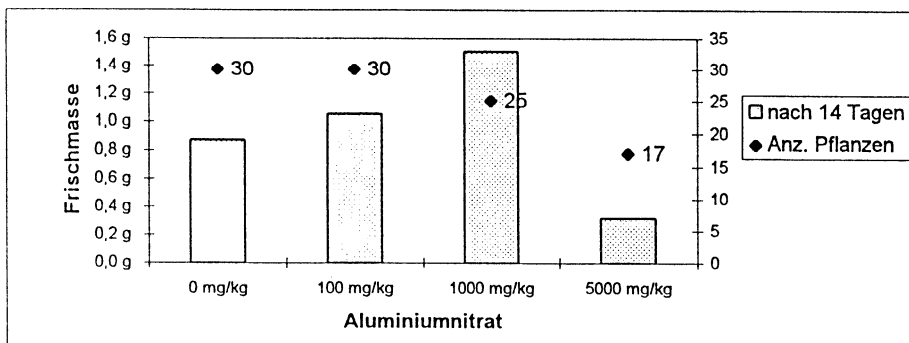
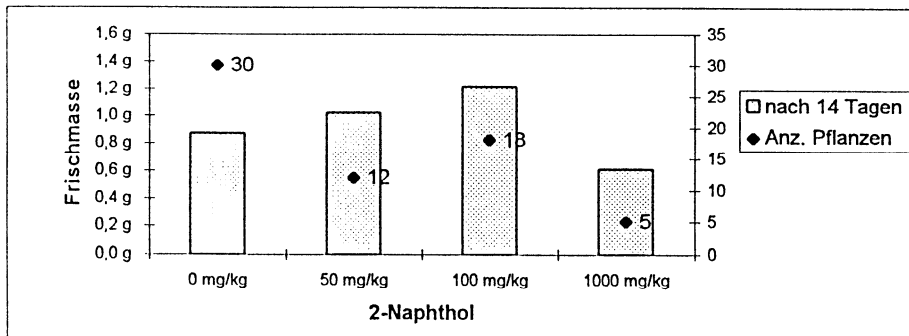
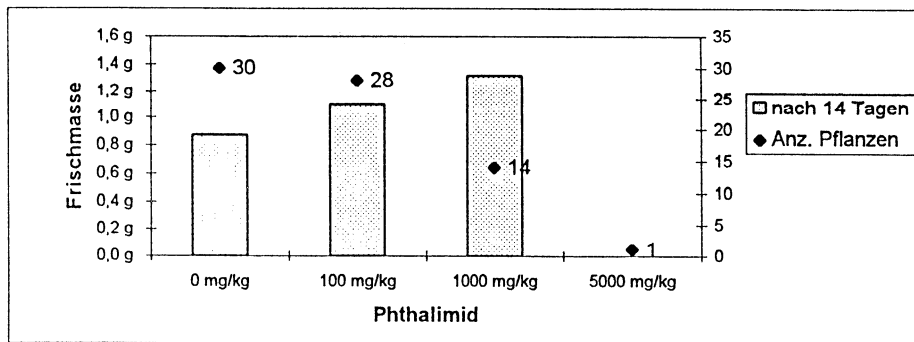


Tabelle: 1.26 Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Hirse

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
Phthalimid	0 mg/kg	0,698 g	29
Phthalimid	100 mg/kg	0,774 g	23
Phthalimid	1000 mg/kg	0,754 g	21
Phthalimid	5000 mg/kg	0,154 g	9

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
2-Naphthol	0 mg/kg	0,698 g	29
2-Naphthol	50 mg/kg	1,391 g	8
2-Naphthol	100 mg/kg	0,625 g	17
2-Naphthol	1000 mg/kg	1000 mg/kg	0,185

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,698 g	29
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	1,138 g	28
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,628 g	10
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,111 g	18

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
PDME	0 mg/kg	0,698 g	29
PDME	100 mg/kg	0,982 g	22
PDME	1000 mg/kg	0,133 g	11
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse nach 14 Tagen	Anz. Pflanzen
PDEE	0 mg/kg	0,698 g	29
PDEE	100 mg/kg	0,800 g	10
PDEE	1000 mg/kg	0,305 g	6
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0

Abbildung: 1.41 Frischmassen Substrat Speyererde 2.3 - Hirse

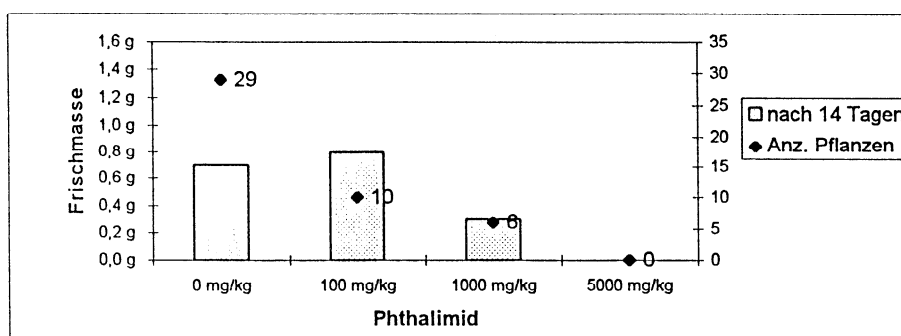
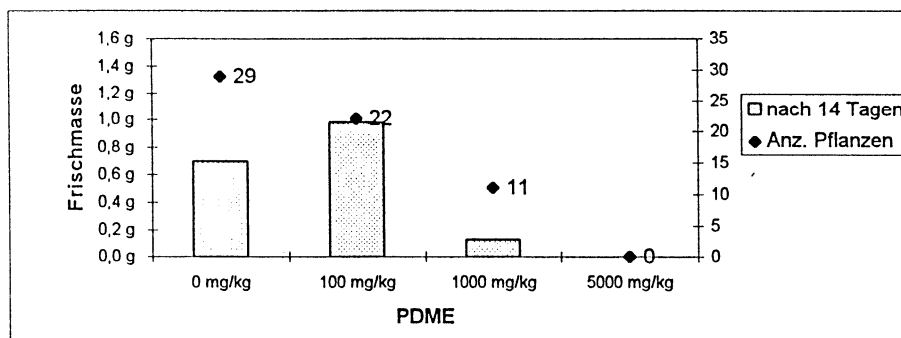
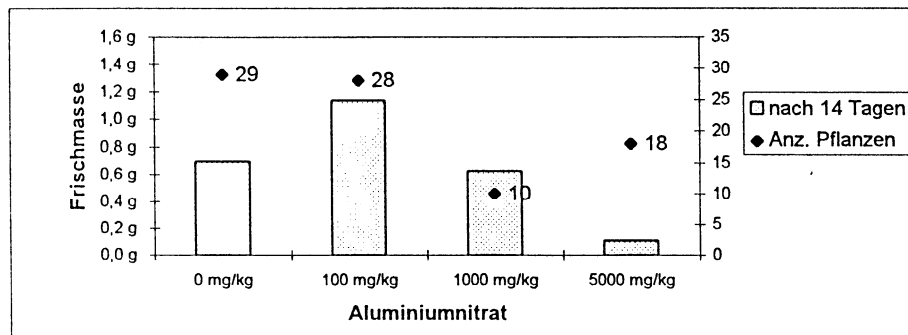
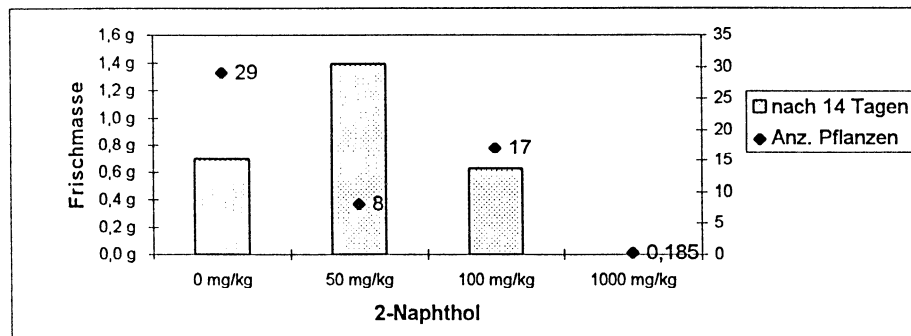
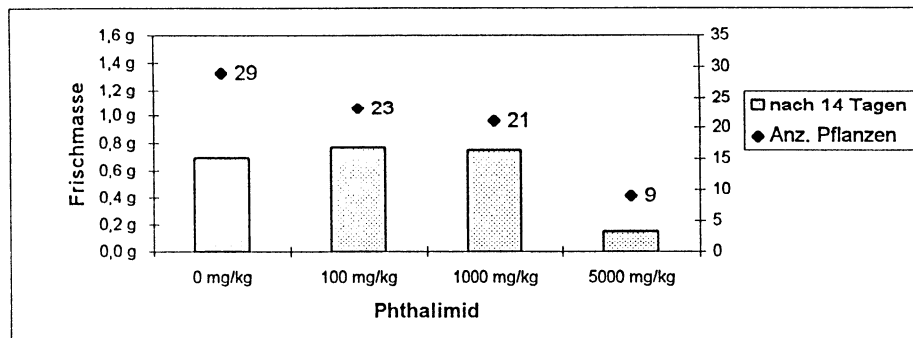


Tabelle: 1.27 Frischmassen Substrat Rasenerde - Salat

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Phthalimid	0 mg/kg	0,259 g	0,374 g	28	30
Phthalimid	100 mg/kg	0,200 g	0,483 g	25	25
Phthalimid	1000 mg/kg	0,100 g	0,464 g	17	16
Phthalimid	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	2	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
2-Naphthol	0 mg/kg	0,259 g	0,374 g	28	30
2-Naphthol	50 mg/kg	0,108 g	0,179 g	26	25
2-Naphthol	100 mg/kg	0,149 g	0,192 g	28	27
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,037 g	0,066 g	13	16

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,259 g	0,374 g	28	30
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	0,212 g	0,359 g	29	29
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,105 g	0,309 g	28	29
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,060 g	0,062 g	26	15

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDME	0 mg/kg	0,259 g	0,374 g	28	30
PDME	100 mg/kg	0,116 g	0,183 g	26	26
PDME	1000 mg/kg	0,055 g	0,050 g	18	12
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDEE	0 mg/kg	0,259 g	0,374 g	28	30
PDEE	100 mg/kg	0,048 g	0,077 g	28	25
PDEE	1000 mg/kg	0,055 g	0,043 g	17	17
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0,017 g	1	3

Abbildung: 1.42 Frischmassen Substrat Rasenerde - Salat

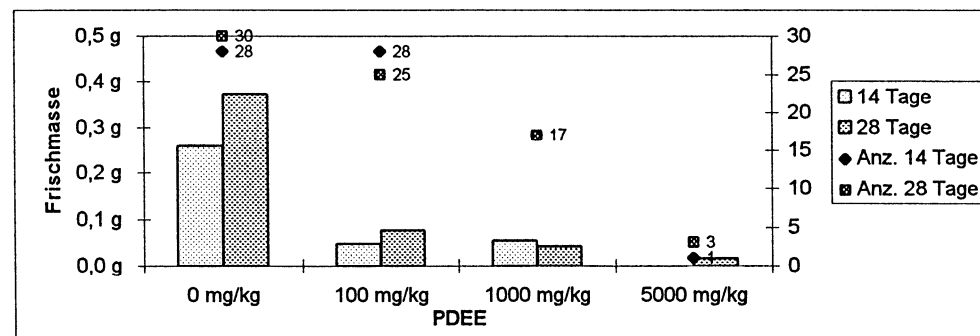
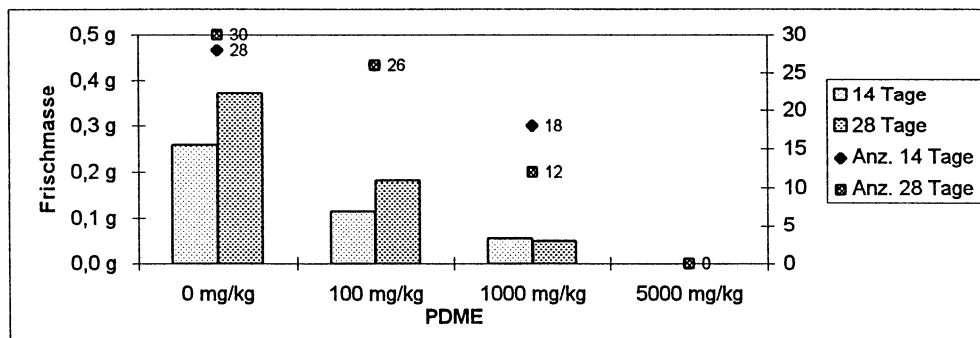
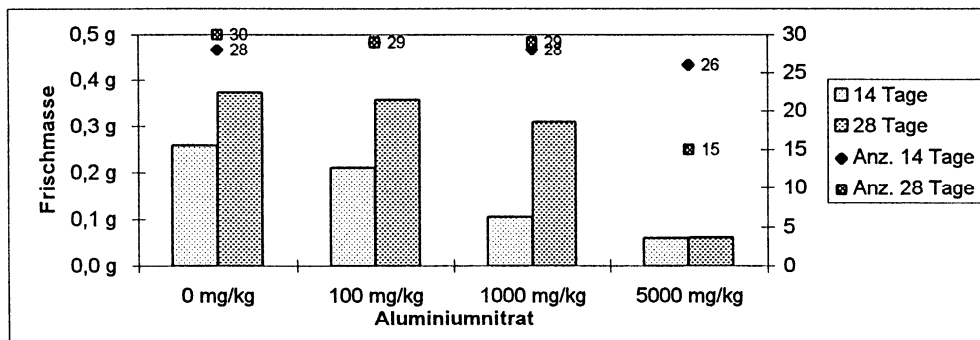
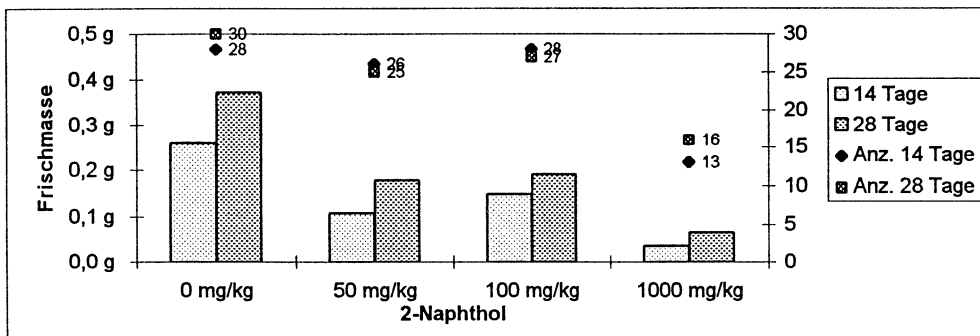
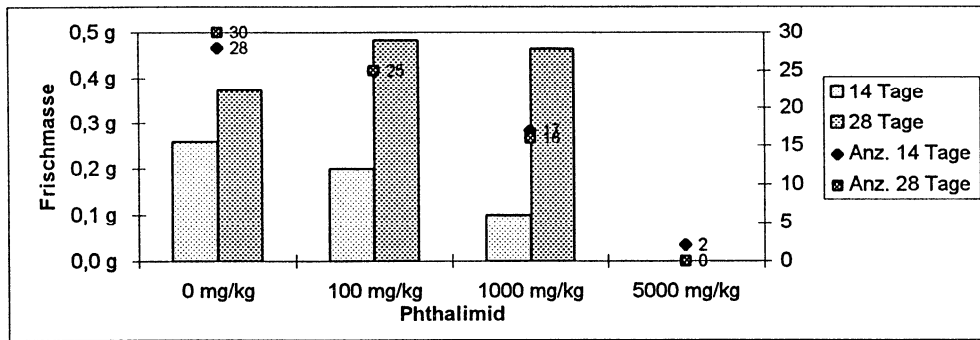


Tabelle: 1.28 Frischmassen Substrat Rasenerde - Rettich

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Phthalimid	0 mg/kg	0,553 g	0,478 g	24	26
Phthalimid	100 mg/kg	0,563 g	0,513 g	25	27
Phthalimid	1000 mg/kg	0,965 g	0,843 g	22	24
Phthalimid	5000 mg/kg	0,348 g	0,537 g	18	7

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
2-Naphthol	0 mg/kg	0,553 g	0,478 g	24	26
2-Naphthol	50 mg/kg	0,419 g	0,444 g	22	25
2-Naphthol	100 mg/kg	0,411 g	0,303 g	27	24
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,155 g	0,156 g	22	15

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,553 g	0,478 g	24	26
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	0,480 g	0,528 g	27	26
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,881 g	1,275 g	29	29
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,544 g	0,610 g	24	26

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDME	0 mg/kg	0,553 g	0,478 g	24	26
PDME	100 mg/kg	0,279 g	0,351 g	29	28
PDME	1000 mg/kg	0,220 g	0,194 g	18	21
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	3

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDEE	0 mg/kg	0,553 g	0,478 g	24	26
PDEE	100 mg/kg	0,213 g	0,256 g	25	28
PDEE	1000 mg/kg	0,199 g	0,198 g	15	19
PDEE	5000 mg/kg	0,031 g	0,000 g	3	2

Abbildung: 1.43 Frischmassen Substrat Rasenerde - Rettich

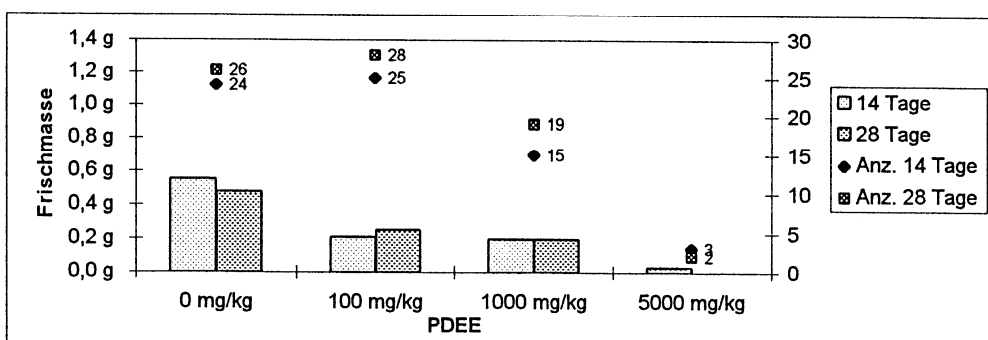
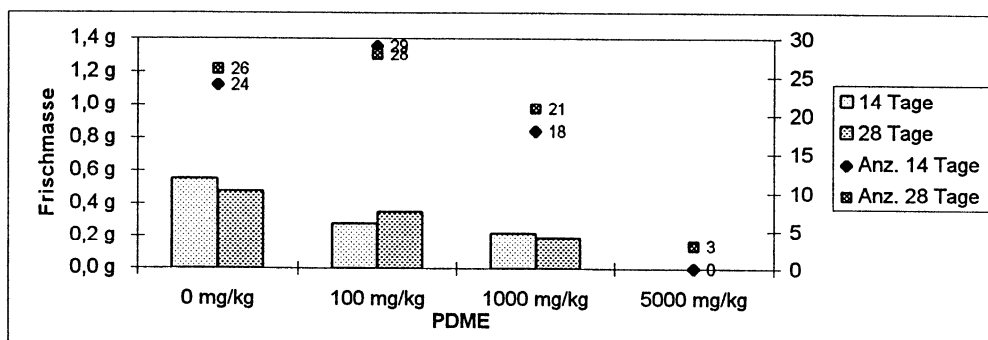
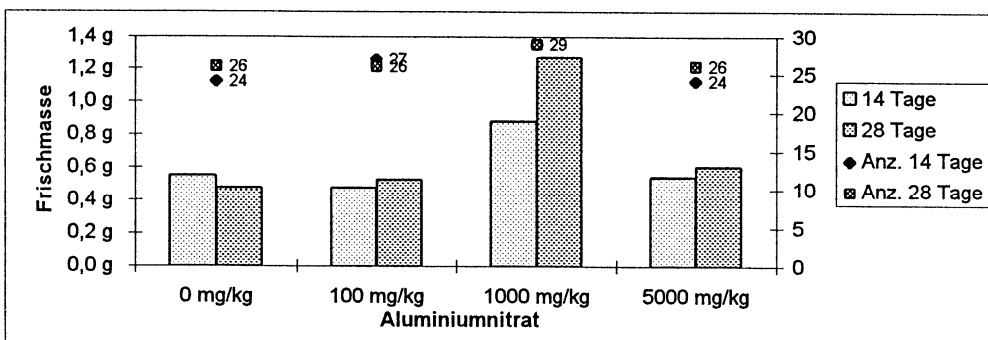
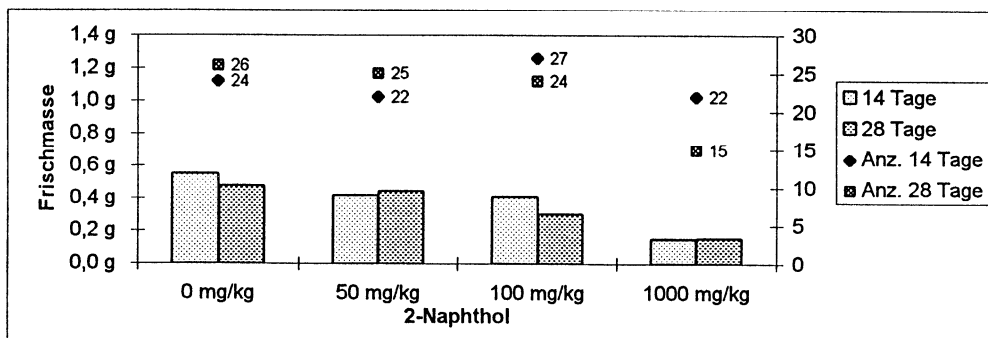
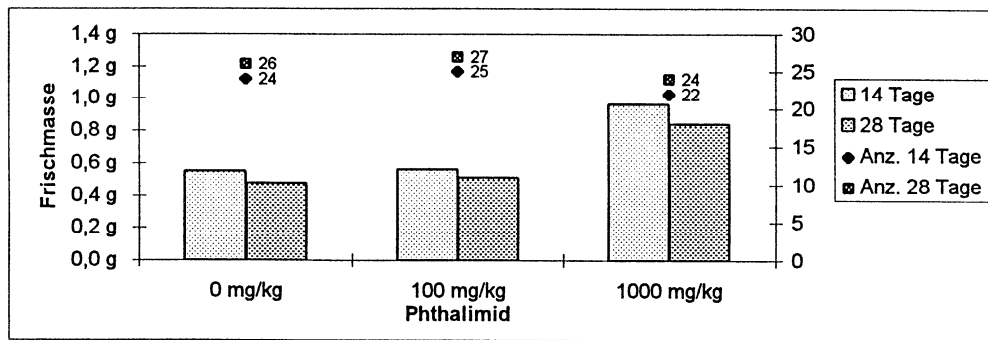


Tabelle: 1.29 Frischmassen Substrat Rasenerde - Hirse

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Phthalimid	0 mg/kg	0,428 g	0,626 g	23	22
Phthalimid	100 mg/kg	0,396 g	0,584 g	23	23
Phthalimid	1000 mg/kg	0,438 g	1,366 g	15	15
Phthalimid	5000 mg/kg	0,128 g	0,247 g	19	18

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
2-Naphthol	0 mg/kg	0,428 g	0,626 g	23	22
2-Naphthol	50 mg/kg	0,229 g	0,393 g	15	16
2-Naphthol	100 mg/kg	0,225 g	0,372 g	17	18
2-Naphthol	1000 mg/kg	0,095 g	0,187 g	19	15

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
Aluminiumnitrat	0 mg/kg	0,428 g	0,626 g	23	22
Aluminiumnitrat	100 mg/kg	0,445 g	0,881 g	18	20
Aluminiumnitrat	1000 mg/kg	0,336 g	0,951 g	20	19
Aluminiumnitrat	5000 mg/kg	0,156 g	0,226 g	22	22

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDME	0 mg/kg	0,428 g	0,626 g	23	22
PDME	100 mg/kg	0,247 g	0,347 g	17	19
PDME	1000 mg/kg	0,111 g	0,183 g	14	14
PDME	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Chemikalie	Konzentration	Frischmasse		Anzahl Pflanzen	
		14 Tage	28 Tage	Anz. 14 Tage	Anz. 28 Tage
PDEE	0 mg/kg	0,428 g	0,626 g	23	22
PDEE	100 mg/kg	0,168 g	0,245 g	18	19
PDEE	1000 mg/kg	0,106 g	0,177 g	14	14
PDEE	5000 mg/kg	0,000 g	0,000 g	0	0

Abbildung: 1.44 Frischmassen Substrat Rasenerde - Hirse

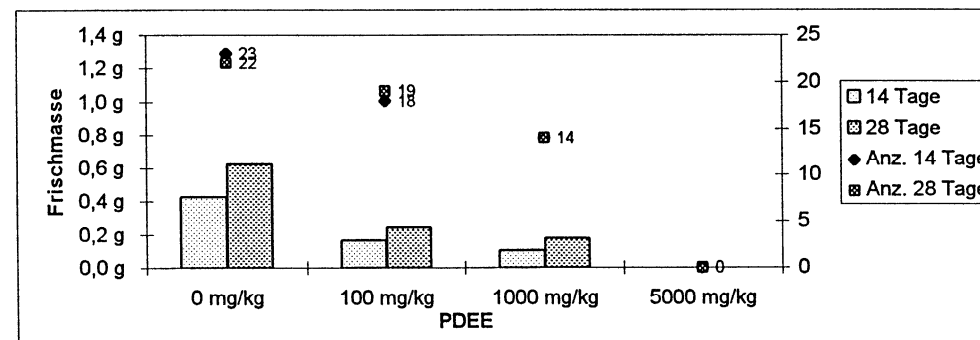
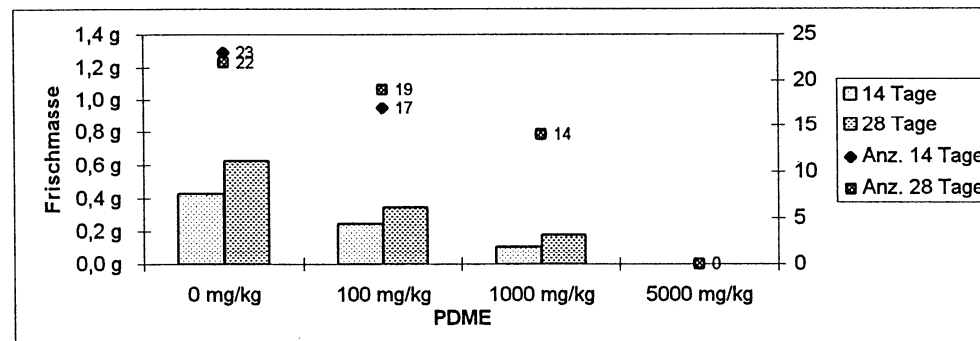
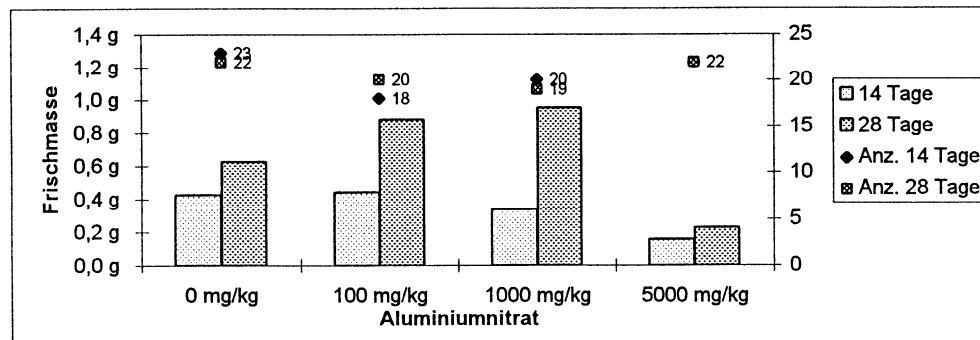
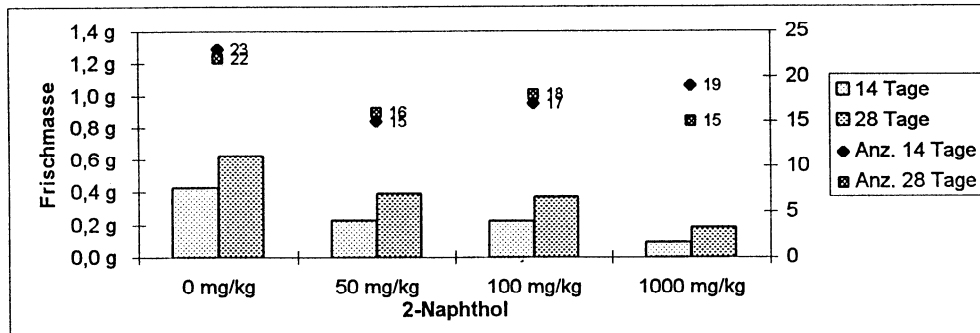
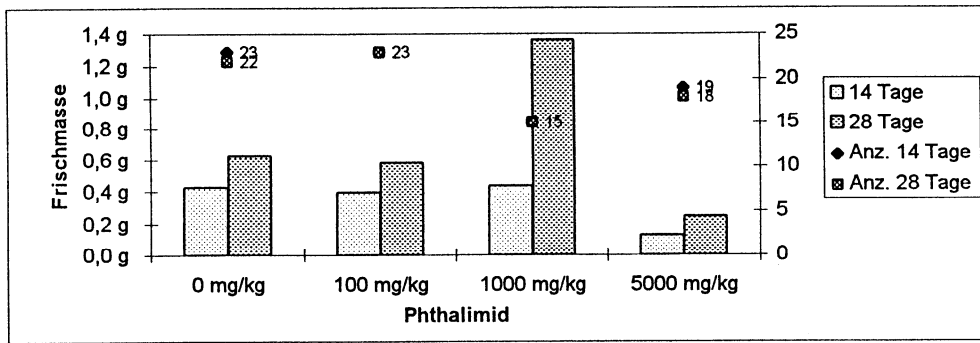


Tabelle: 2.01 Regenwurmtest Substrat 1 - Kunsterde

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Phthalimid	0	40	40	40	
Phthalimid	10	40	40	40	
Phthalimid	100	40	40	40	
Phthalimid	500	40	40	38	eing. Vitalität
Phthalimid	1000	40	40	40	
Phthalimid	5000	40	18	6	Tiere tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
2-Naphthol	0	40	40	40	
2-Naphthol	1	40	40	40	
2-Naphthol	10	40	40	36	
2-Naphthol	100	40	40	37	3 Tote
2-Naphthol	500	40	8	6	Würmer tot
2-Naphthol	1000	40	0	0	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Aluminiumnitrat	0	40	40	40	
Aluminiumnitrat	10	40	40	40	
Aluminiumnitrat	100	40	40	40	
Aluminiumnitrat	500	40	40	40	
Aluminiumnitrat	1000	40	40	37	tot bzw. eingeschr. Vitalität
Aluminiumnitrat	5000	40	30	15	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDME	0	40	40	40	
PDME	10	40	40	40	
PDME	100	40	38	37	Würmer tot
PDME	500	40	39	38	Würmer tot
PDME	1000	40	38	37	Würmer tot
PDME	5000	40	32	29	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDEE	0	40	40	40	
PDEE	10	40	40	40	
PDEE	100	40	40	40	
PDEE	500	40	40	40	
PDEE	1000	40	38	37	Würmer tot
PDEE	5000	40	37	36	Würmer tot

Abbildung: 2.01 Regenwurmtest Substrat 1 - Kunsterde

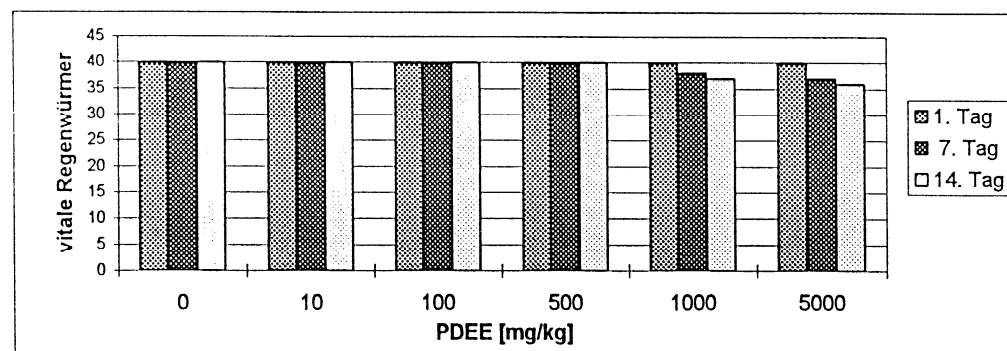
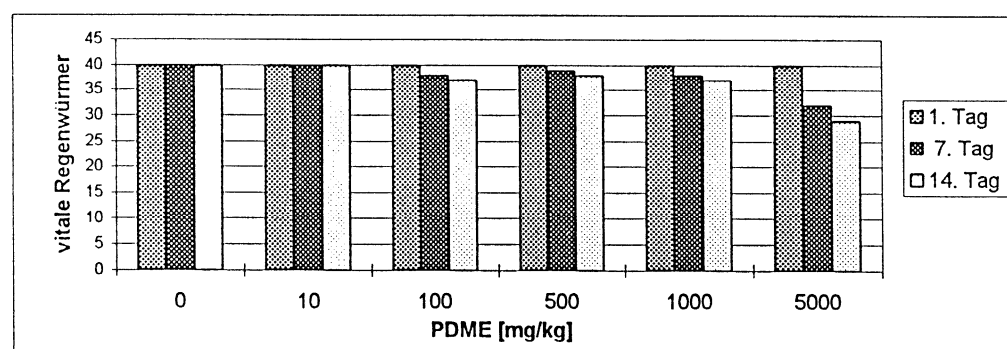
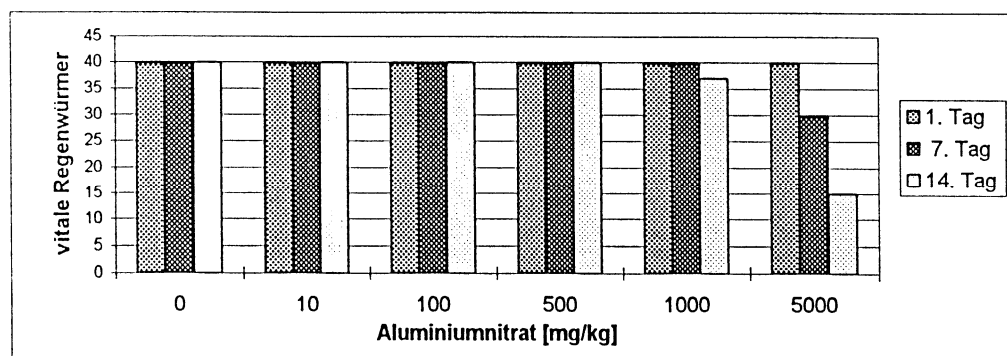
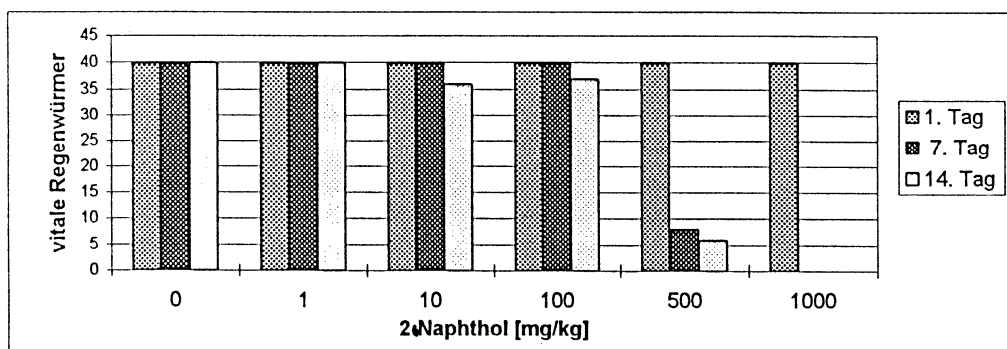
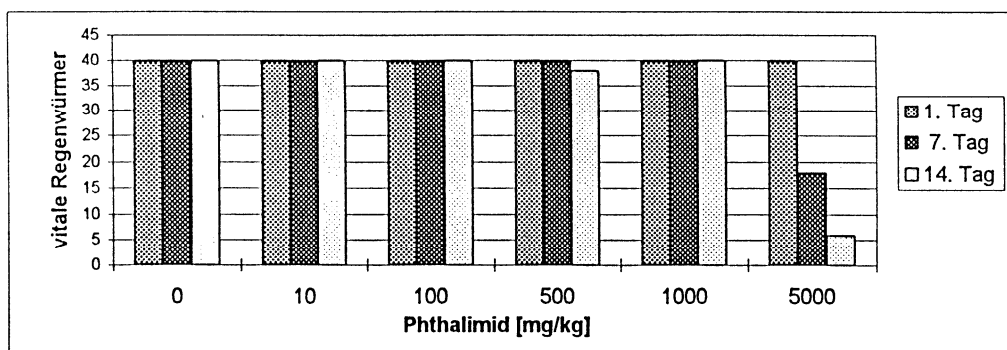


Tabelle: 2.02 Regenwurmtest Substrat 2 - Speyererde 2.2

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Phthalimid	0	30	30	30	
Phthalimid	1	30	30	29	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	10	30	30	30	
Phthalimid	100	30	30	30	
Phthalimid	500	30	30	28	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	1000	30	28	28	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	5000	30	23	0	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
2-Naphthol	0	30	30	30	
2-Naphthol	1	30	30	30	
2-Naphthol	10	30	30	29	eingeschr. Vitalität
2-Naphthol	100	30	30	30	
2-Naphthol	500	30	29	29	Wurm tot
2-Naphthol	1000	30	30	29	Wurm tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Aluminiumnitrat	0	30	30	30	
Aluminiumnitrat	10	30	30	30	
Aluminiumnitrat	100	30	29	29	Wurm tot
Aluminiumnitrat	500	30	30	30	
Aluminiumnitrat	1000	30	30	30	
Aluminiumnitrat	5000	30	23	22	sehr eingeschr. Vitalität

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDME	0	30	30	30	
PDME	1	30	30	30	
PDME	10	30	30	30	
PDME	100	30	30	30	
PDME	500	30	29	28	Wurm tot
PDME	1000	30	30	29	Wurm tot
PDME	5000	30	1	0	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDEE	0	30	30	30	
PDEE	1	30	30	29	Wurm tot
PDEE	10	30	29	29	eingeschr. Vitalität
PDEE	100	30	30	29	eingeschr. Vitalität
PDEE	500	30	30	30	
PDEE	1000	30	28	26	eingeschr. Vitalität, 1 Wurm tot
PDEE	5000	30	2	0	Würmer tot

Abbildung: 2.02 Regenwurmtest Substrat 2 - Speyererde 2.2

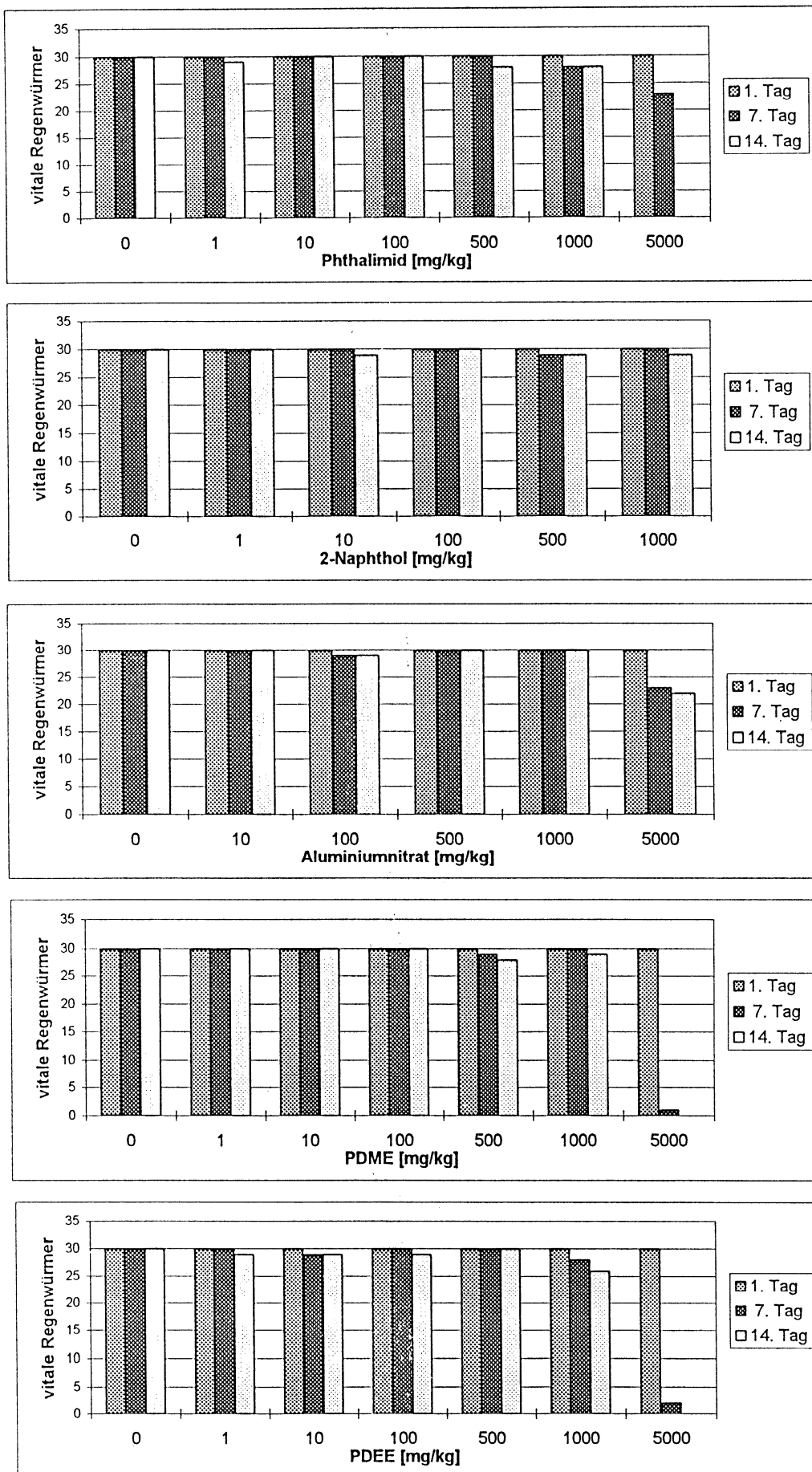


Tabelle: 2.03 Regenwürmer: Substrat 3 - Rasenerde

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Phthalimid	0	40	39	39	Wurm tot
Phthalimid	1	40	40	39	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	10	40	40	40	
Phthalimid	100	40	40	38	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	1000	40	40	39	eingeschr. Vitalität

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
2-Naphthol	0	40	39	39	Wurm tot
2-Naphthol	1	40	40	40	
2-Naphthol	10	40	40	37	Würmer tot
2-Naphthol	100	40	39	37	Würmer tot
2-Naphthol	1000	40	38	35	Würmer tot

Aluminiumnitrat	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Aluminiumnitrat	0	40	39	39	Wurm tot
Aluminiumnitrat	1	40	40	40	
Aluminiumnitrat	10	40	40	40	
Aluminiumnitrat	100	40	39	39	Wurm tot
Aluminiumnitrat	1000	40	40	39	Wurm tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDME	0	40	39	39	Wurm tot
PDME	1	40	40	40	
PDME	10	40	40	40	
PDME	100	40	40	38	Würmer tot
PDME	1000	40	35	34	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDEE	0	40	39	39	Wurm tot
PDEE	1	40	40	39	eingeschr. Vitalität
PDEE	10	40	38	38	eingeschr. Vitalität
PDEE	100	40	39	37	Eingeschr. Vitalität, 1 Wurm tot
PDEE	1000	40	32	31	Würmer tot

Abbildung: 2.03 Regenwurmtest Substrat 3 - Rasenerde

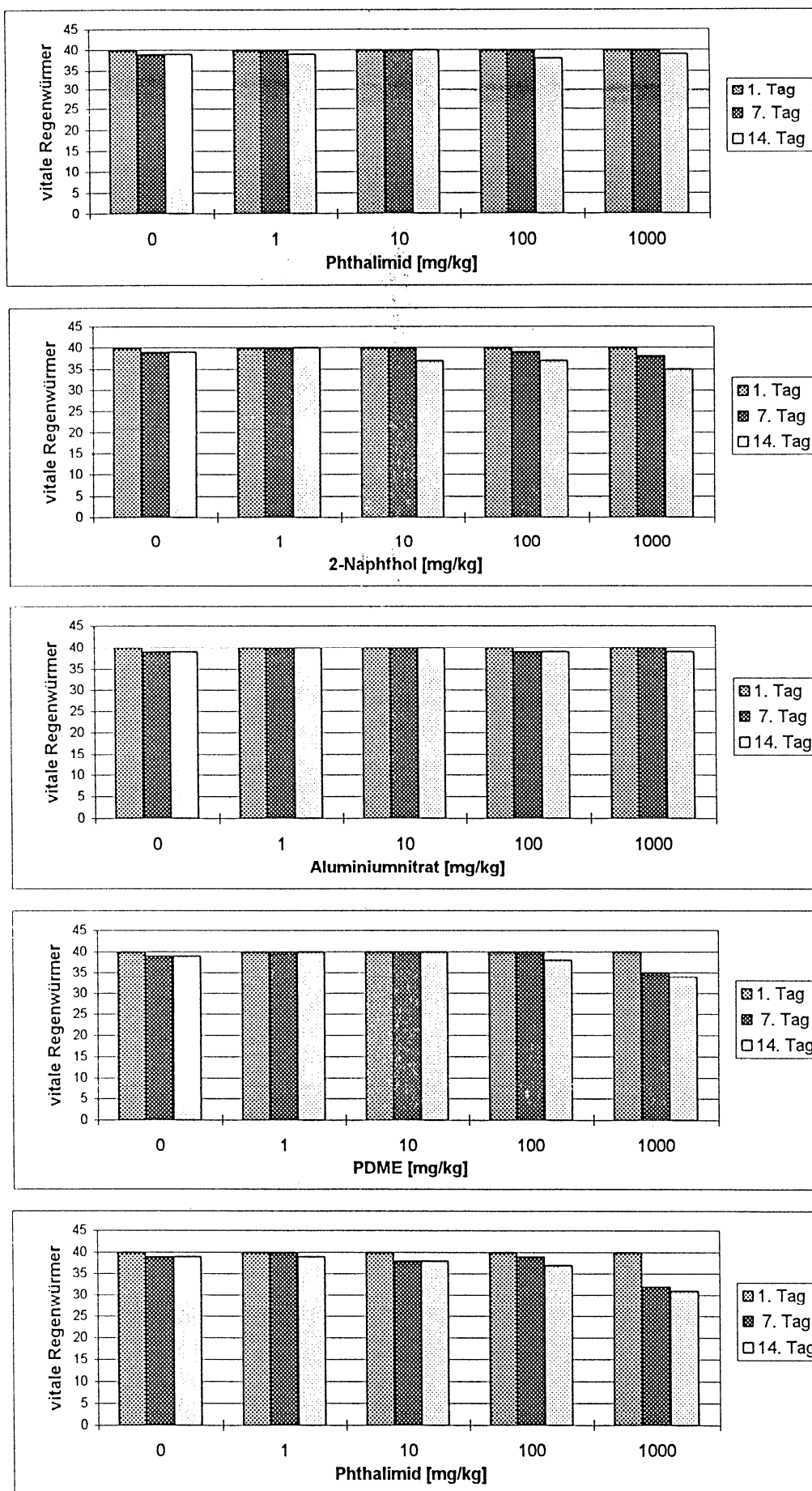


Tabelle: 2.04 Regenwurmtest Substrat 4 - Fasanenkippe

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Phthalimid	0	40	40	40	
Phthalimid	1	40	40	40	
Phthalimid	10	40	39	38	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	100	40	40	38	eingeschr. Vitalität
Phthalimid	500	40	40	40	
Phthalimid	1000	40	40	39	Wurm tot
Phthalimid	5000	40	34	27	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
2-Naphthol	0	40	40	40	
2-Naphthol	1	40	40	40	
2-Naphthol	10	40	40	40	
2-Naphthol	100	40	40	38	eingesch. Vitalität
2-Naphthol	500	40	40	40	
2-Naphthol	1000	40	40	40	

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
Aluminiumnitrat	0	40	40	40	
Aluminiumnitrat	1	40	40	40	
Aluminiumnitrat	10	40	40	39	
Aluminiumnitrat	100	40	40	40	
Aluminiumnitrat	500	40	39	39	Wurm tot
Aluminiumnitrat	1000	40	40	39	Wurm tot
Aluminiumnitrat	5000	40	39	39	Wurm tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDME	0	40	40	40	
PDME	1	40	40	39	Wurm tot
PDME	10	40	40	40	
PDME	100	40	37	34	eingeschr. Vitalität
PDME	500	40	39	31	eingeschr. Vitalität
PDME	1000	40	40	33	tot bzw. eingeschr. Vitalität
PDME	5000	40	12	2	Würmer tot

Chemikalie	Konzentration	Anzahl lebender Regenwürmer			Bemerkung
	[mg/kg]	1. Tag	7. Tag	14. Tag	
PDEE	0	40	40	40	
PDEE	1	40	40	39	Wurm tot
PDEE	10	40	39	39	eingeschr. Vitalität
PDEE	100	40	40	40	
PDEE	500	40	28	26	Tot bzw. eingeschr. Vitalität
PDEE	1000	40	34	31	tot bzw. eingeschr. Vitalität
PDEE	5000	40	2	1	Würmer tot

Abbildung: 2.04 Regenwurmtest Substrat 4 - Fasanenkippe

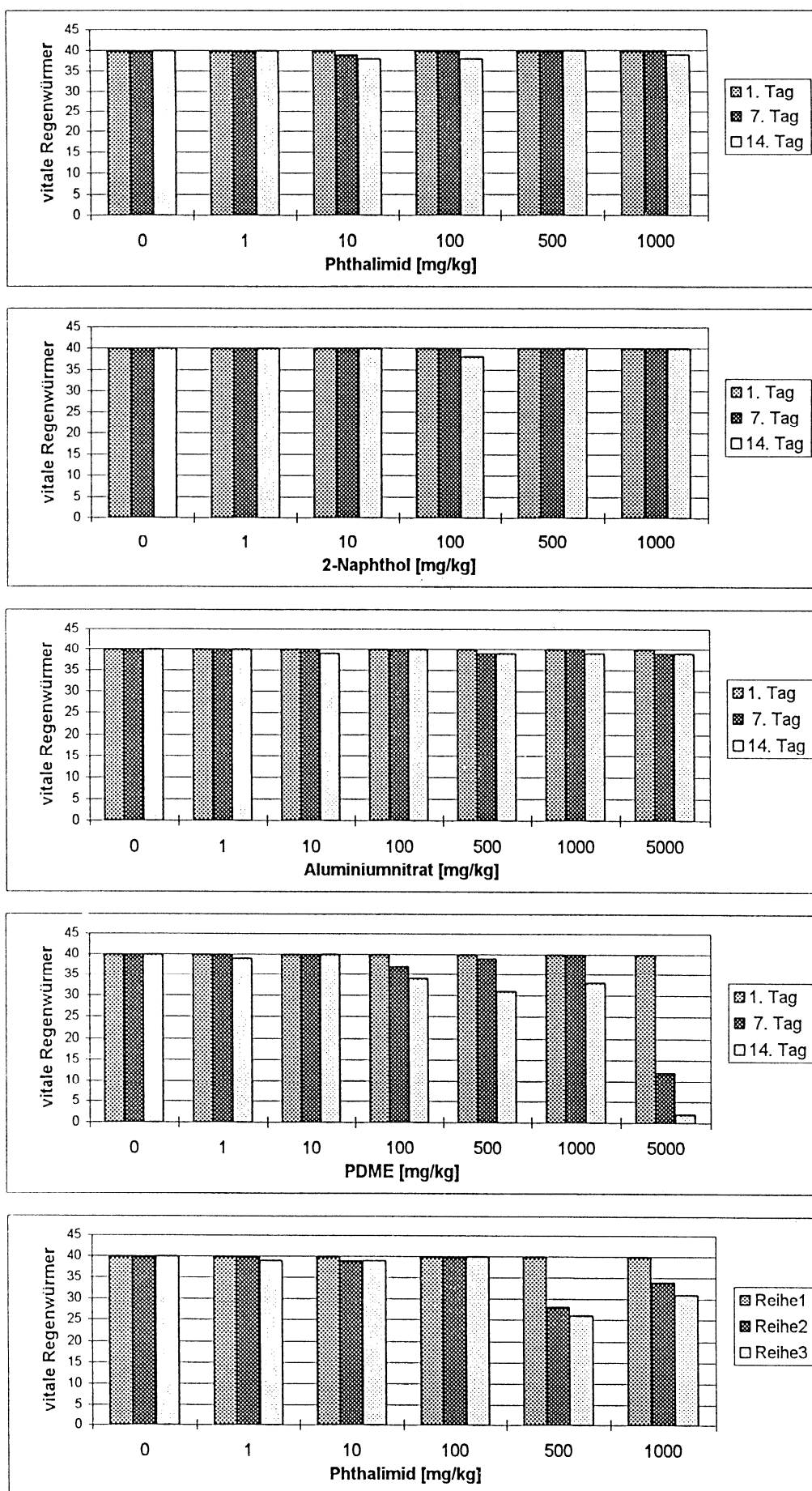


Tabelle: 2.05 Regenwurmtest Kontakttest

Chemikalie	Konzentration	Überlebensrate Regenwürmer		
	[mg/cm ²]	nach 24 h	nach 48 h	nach 72 h
Phthalimid	0	100%	100%	100%
Phthalimid	0,01	100%	100%	100%
Phthalimid	0,1	100%	100%	80%

Chemikalie	Konzentration	Überlebensrate Regenwürmer		
	[mg/cm ²]	nach 24 h	nach 48 h	nach 72 h
2-Naphthol	0	100%	100%	100%
2-Naphthol	0,003	100%	80%	60%
2-Naphthol	0,005	100%	60%	20%
2-Naphthol	0,01	60%	0%	0%
2-Naphthol	0,05	20%	0%	0%
2-Naphthol	0,1	0%	0%	0%
2-Naphthol	1	0%	0%	0%

Chemikalie	Konzentration	Überlebensrate Regenwürmer		
	[mg/cm ²]	nach 24 h	nach 48 h	nach 72 h
Aluminiumnitrat	0	100%	100%	100%
Aluminiumnitrat	0,1	80%	80%	60%
Aluminiumnitrat	0,15	60%	0%	0%
Aluminiumnitrat	0,25	40%	0%	0%
Aluminiumnitrat	0,5	0%	0%	0%
Aluminiumnitrat	1	0%	0%	0%

Chemikalie	Konzentration	Überlebensrate Regenwürmer		
	[mg/cm ²]	nach 24 h	nach 48 h	nach 72 h
PDME	0	100%	100%	100%
PDME	0,1	100%	100%	100%
PDME	0,15	80%	60%	60%
PDME	0,25	40%	20%	20%
PDME	0,5	0%	0%	0%
PDME	1	0%	0%	0%

Chemikalie	Konzentration	Überlebensrate Regenwürmer		
	[mg/cm ²]	nach 24 h	nach 48 h	nach 72 h
PDEE	0	100%	100%	100%
PDEE	0,1	90%	80%	60%
PDEE	0,15	80%	80%	20%
PDEE	0,25	60%	20%	20%
PDEE	0,5	40%	0%	0%
PDEE	1	0%	0%	0%

Abbildung: 2.05 Regenwurmtest Kontakttest

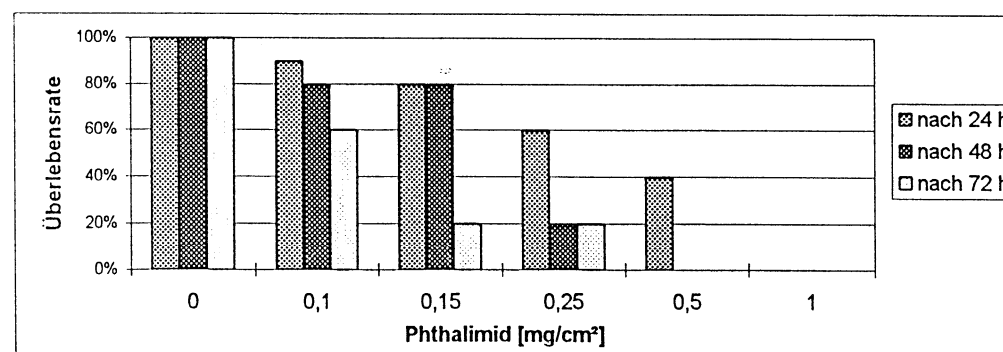
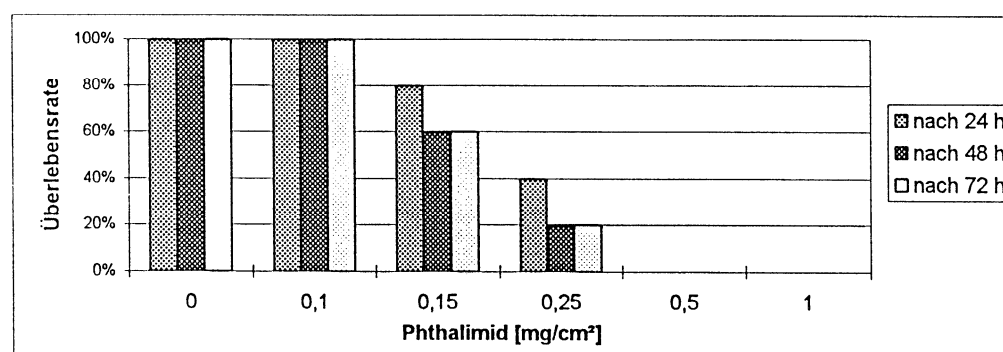
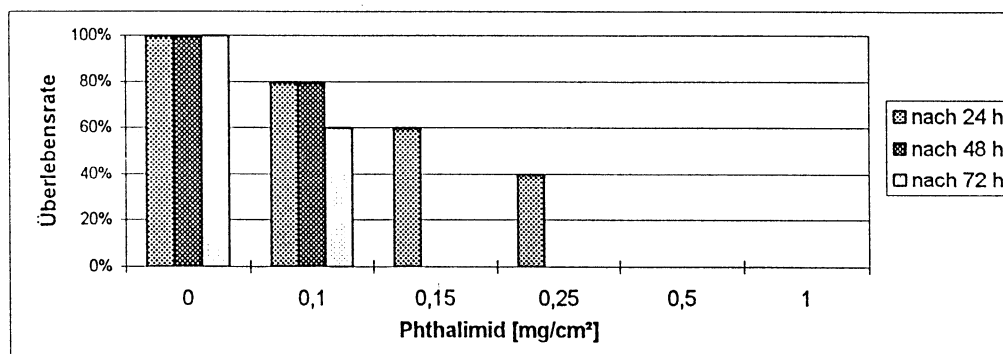
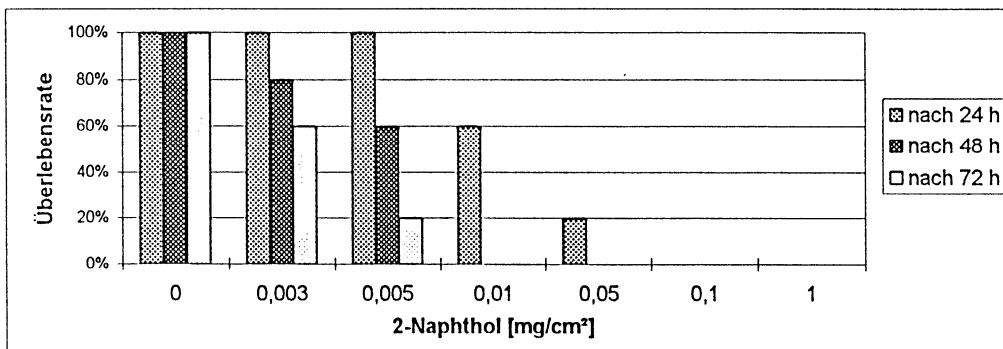
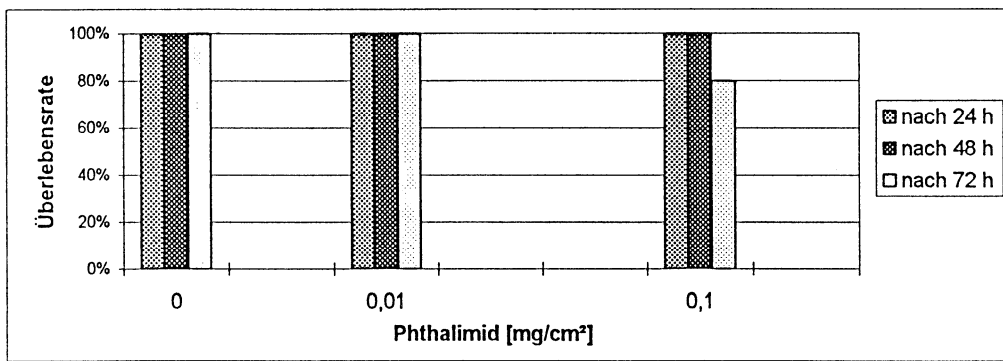


Tabelle: 3.01 Dehydrogenaseaktivität in verschiedenen Böden

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe		
		Fasanenkippe	Speyererde 2.2	Ackerboden Thalheim
Phthalimid	0	100%	100%	100%
Phthalimid	100	115%	107%	324%
Phthalimid	500	126%	119%	99%
Phthalimid	1000	133%	82%	170%
Phthalimid	5000	188%	89%	539%

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe		
		Fasanenkippe	Speyererde 2.2	Ackerboden Thalheim
2-Naphthol	0	100%	100%	100%
2-Naphthol	10	115%	73%	76%
2-Naphthol	100	90%	94%	62%
2-Naphthol	500	83%	37%	45%
2-Naphthol	1000	77%	24%	5%

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe		
		Fasanenkippe	Speyererde 2.2	Ackerboden Thalheim
Aluminiumnitrat	0	100%	100%	100%
Aluminiumnitrat	100	100%	71%	103%
Aluminiumnitrat	500	90%	61%	82%
Aluminiumnitrat	1000	47%	62%	73%
Aluminiumnitrat	5000	27%	14%	6%

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe		
		Fasanenkippe	Speyererde 2.2	Ackerboden Thalheim
PDME	0	100%	100%	100%
PDME	100	148%	68%	340%
PDME	500	172%	87%	395%
PDME	1000	134%	80%	426%
PDME	5000	229%	9%	11%

Chemikalie	Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe		
		Fasanenkippe	Speyererde 2.2	Ackerboden Thalheim
PDEE	0	100%	100%	100%
PDEE	100	70%	105%	370%
PDEE	500	83%	97%	337%
PDEE	1000	87%	84%	400%
PDEE	5000	146%	140%	83%

Abbildung: 3.01 Dehydrogenaseaktivität in verschiedenen Böden

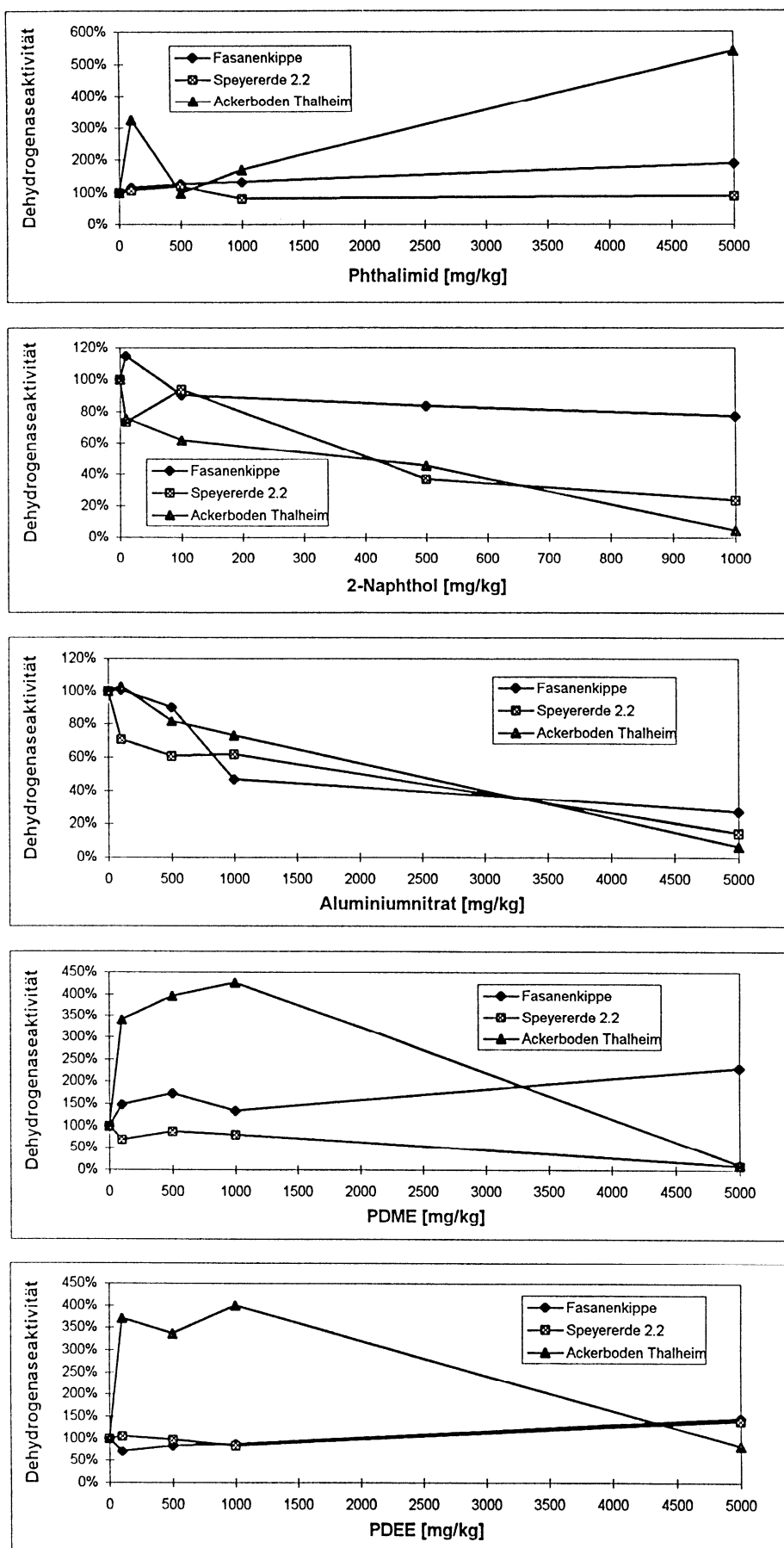


Tabelle: 3.02 Dehydrogenaseaktivitätsvergleich

in Fasanenerde

Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe				
	Phthalimid	2-Naphthol	Aluminiumnitrat	PDME	PDEE
0	100%	100%	100%	100%	100%
10		115%			
100	115%	90%	100%	148%	70%
500	126%	83%	90%	172%	83%
1000	133%	77%	47%	134%	87%
5000	188%		27%	229%	146%

in Speyererde 2.2.

Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe				
	Phthalimid	2-Naphthol	Aluminiumnitrat	PDME	PDEE
0	100%	100%	100%	100%	100%
10		73%			
100	107%	94%	71%	68%	105%
500	119%	37%	61%	87%	97%
1000	82%	24%	62%	80%	84%
5000	89%		14%	9%	140%

in Ackerboden Thalheim

Konzentration [mg/kg]	Dehydrogenaseaktivität in % zur 0-Probe				
	Phthalimid	2-Naphthol	Aluminiumnitrat	PDME	PDEE
0	100%	100%	100%	100%	100%
10		76%			
100	324%	62%	103%	340%	370%
500	99%	45%	82%	395%	337%
1000	170%	5%	73%	426%	400%
5000	539%		6%	11%	83%

Abbildung: 3.02 Dehydrogenaseaktivitätsvergleich

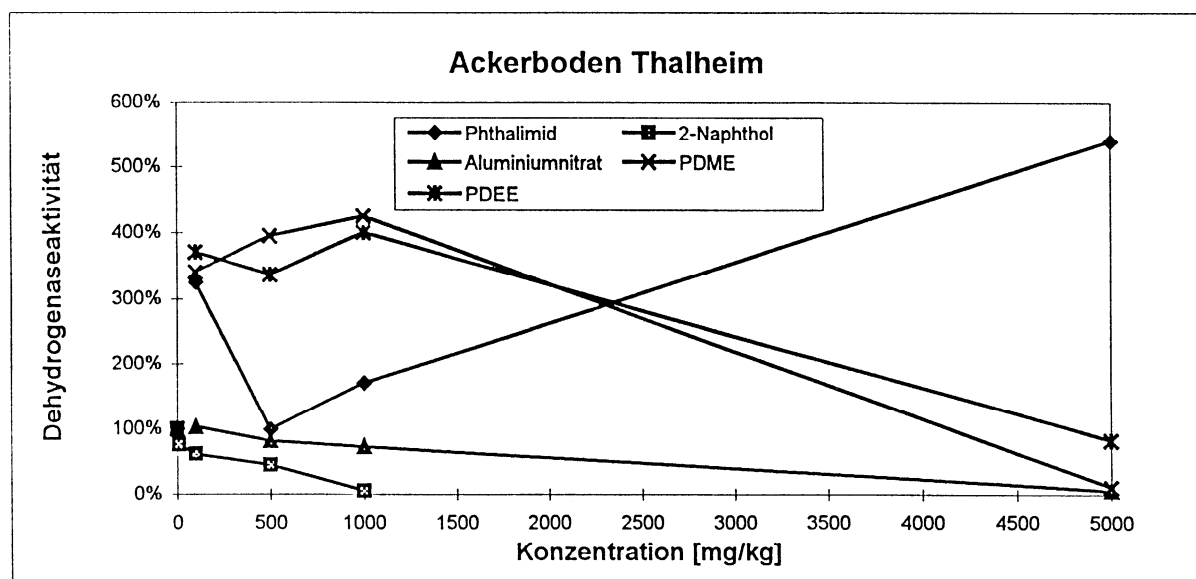
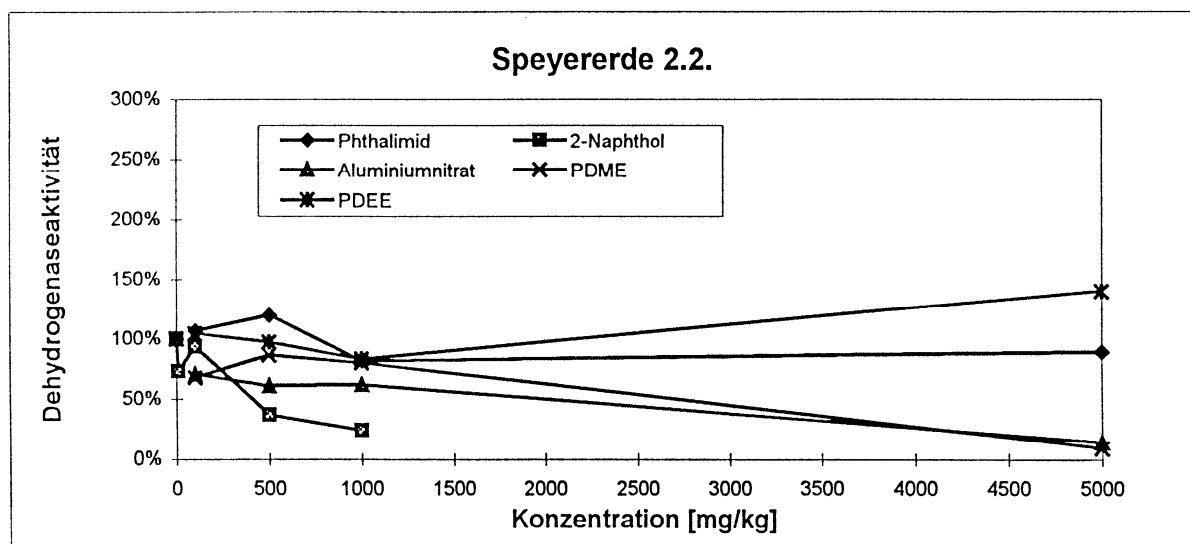
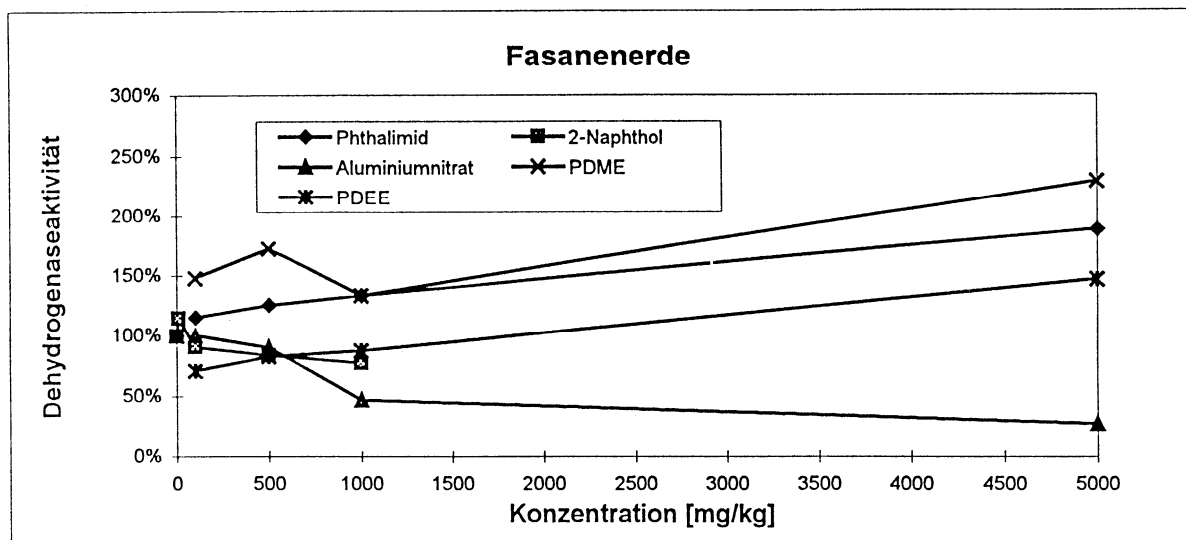


Tabelle: 4.01 Auswertung Kombinationstest

Boden: Fasanenkippe

Chemikalie	Frischmasseertrag		Dehydrogenase- aktivität	Regenwurmtest
	Rettich	Hirse		
Null-Probe	100%	100%	100%	10
2-Naphthol	48%	67%	86%	10
PDEE	51%	53%	138%	8

Abbildung: 4.01 Kombinationstest Frischwasserertrag

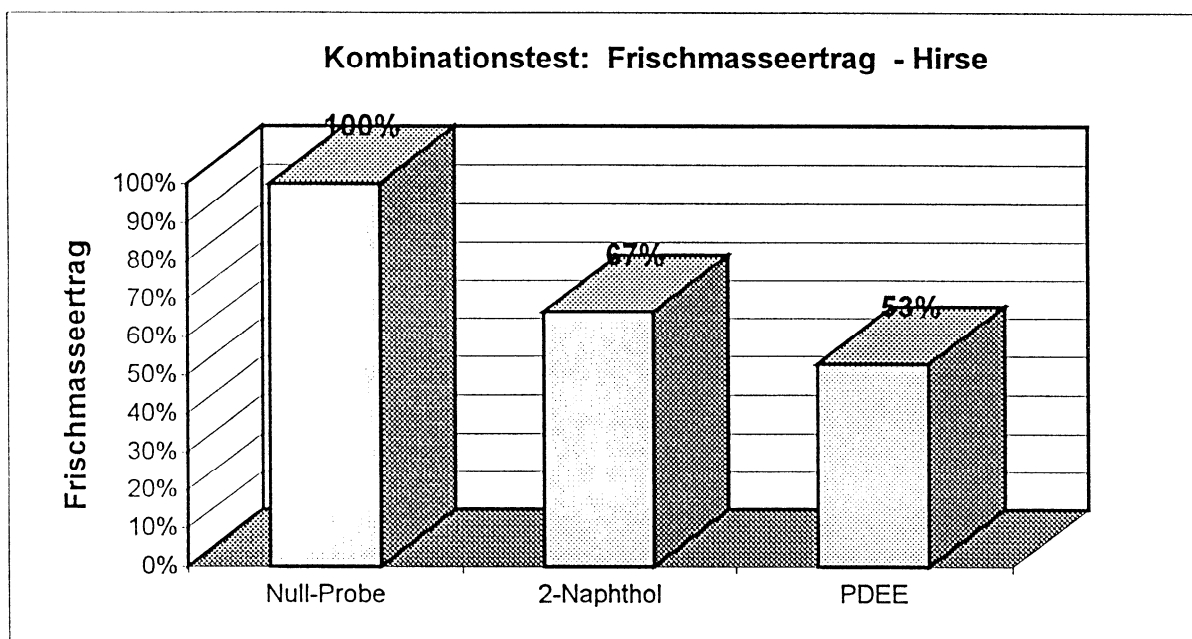
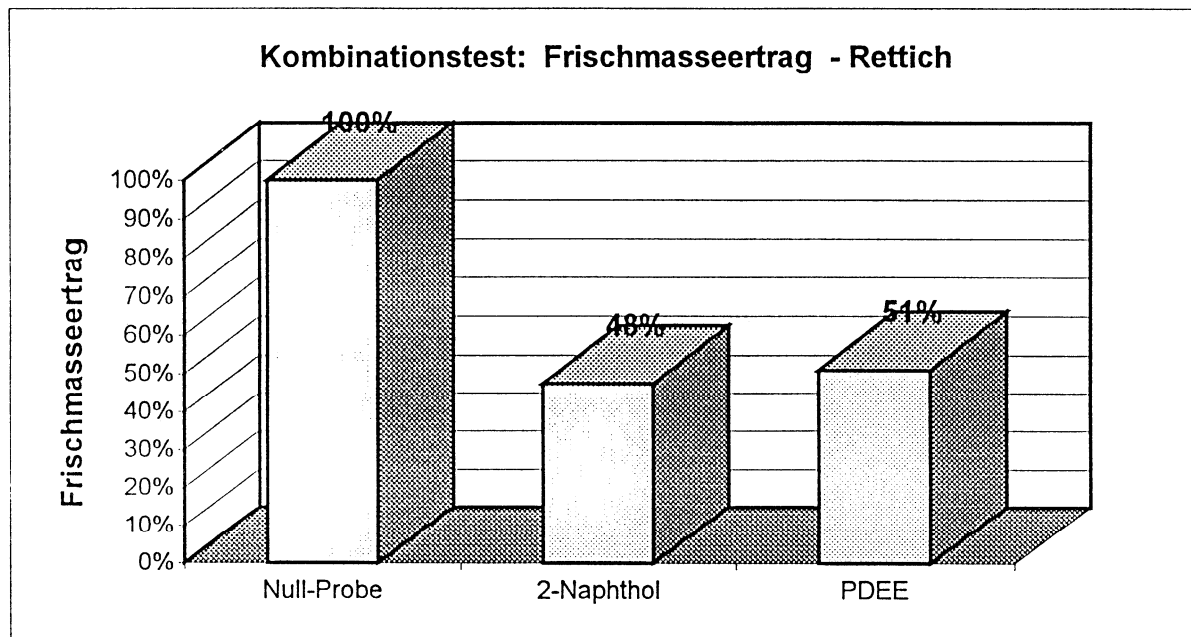


Abbildung: 4.02 Kombinationstest Dehydrogenaseaktivität

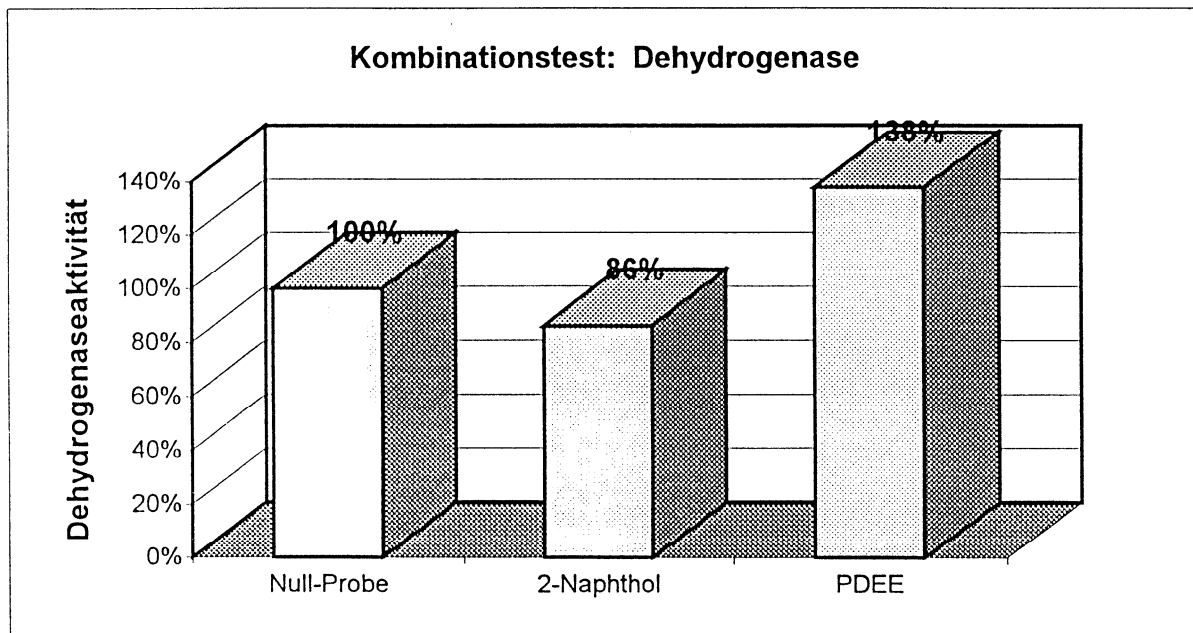


Abbildung: 4.03 Kombinationstest Regenwurmmortalität

