



Mitteilungen

aus der Biologischen Bundesanstalt
für Land- und Forstwirtschaft Berlin-Dahlem

**Untersuchungen zu Verhaltensänderungen
bei Igel (*Erinaceus europaeus L.*) durch
Aufnahme des Molluskizids Metaldehyd**

Uwe Plümer

Berlin 2006

Herausgegeben von der
Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft
Berlin und Braunschweig

ISSN 0067-5849
ISBN 3-930037-22-X

401

Uwe Plümer

Haster Straße 42

49191 Belm

Tel.: 05406/9700

E-Mail: uwe.pluemer@osnanet.de

Dissertation an der Fakultät für Biologie der Universität Bielefeld, (17.06.2005)

Erstgutachter: Prof. Dr. Roland Sossinka

Zweitgutachter: PD Dr. Heinz Düttmann

Die Deutsche Bibliothek - CIP-Einheitsaufnahme

Ein Titeldatensatz für diese Publikation ist bei

Der Deutschen Bibliothek erhältlich

ISSN 0067-5849

ISBN 3-930037-22-X

© Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, 2006

Das Werk ist urheberrechtlich geschützt. Die dadurch begründeten Rechte, insbesondere die der Übersetzung, des Nachdrucks, des Vortrages, der Entnahme von Abbildungen, der Funksendung, der Wiedergabe auf photo-mechanischem oder ähnlichem Wege und der Speicherung in Datenverarbeitungsanlagen, bleiben bei auch nur auszugsweiser Verwertung vorbehalten. Eine Vervielfältigung dieses Werkes oder von Teilen dieses Werkes ist auch im Einzelfall nur in den Grenzen der gesetzlichen Bestimmungen des Urheberrechtsgesetzes der Bundesrepublik Deutschland vom 9. September 1965 in der Fassung vom 24. Juni 1985 zulässig. Sie ist grundsätzlich vergütungspflichtig. Zuwiderhandlungen unterliegen den Strafbestimmungen des Urheberrechts-gesetzes.

Printed in Germany by Arno Brynda, Berlin.

Inhalt

1	Einleitung	4
1.1	Charakterisierung von Pflanzenschutzmitteln	4
1.2	Verhaltenstoxikologische Untersuchungen	4
1.3	Metaldehyd	5
1.4	Igel als Untersuchungsobjekte	6
1.5	Zielsetzung	7
2	Tiere, Material und Methode	8
2.1	Fang der Tiere	8
2.2	Gehege und Verpflegung	8
2.3	Entlassen der Tiere in das Freiland	9
2.4	Übersicht über die Versuche	10
2.4.1	Vorversuche	10
2.4.2	Hauptversuche	10
2.5	Verhaltensweisen	11
2.6	Open-Field-Versuche	13
2.6.1	Aufbau und Funktion des Open-Fields	13
2.6.2	Videouberwachung	14
2.6.3	Vorbereiten der Tiere	15
2.6.4	Ablauf der Messungen	15
2.7	Datenanalyse	16
2.7.1	Open-Field-Dateien	16
2.7.1.1	Änderungen durch Wandelprogramme	16
2.7.1.2	Manuelle Änderungen	17
2.7.2	Observerdateien	17
2.7.2.1	Allgemeine Methoden	17
2.7.2.2	Zusätzliche Variablen	17
2.7.2.3	Ablauf der Videoanalyse	18
2.7.2.4	Änderungen durch Wandelprogramme	18
2.7.2.5	Manuelle Änderungen	18
2.7.3	Kombination der Daten	18
2.7.4	Statistik	19
2.8	Schrittanalyse	20
2.8.1	Aufbau des Laufsteges	20
2.8.2	Begriffe	21

2.8.3	Ablauf der Messungen	21
2.8.4	Bildverarbeitung	21
2.8.5	Ausmessen der Schritte	22
2.8.5.1	Koordinatentransformation	22
2.8.5.2	Schrittberechnung	23
2.8.6	Statistik	25
2.9	Fütterungsversuche	25
3	Ergebnisse	25
3.1	Verhaltensweisen	25
3.1.1	Auftreten der Verhaltensweisen	25
3.1.2	Variablen	28
3.1.3	Variation im Verhalten	28
3.2	Vorversuche Open-Field	29
3.3	Hauptversuche Open-Field	33
3.3.1	Häufige, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen	33
3.3.1.1	„Sitzen, ohne Aktivität“	34
3.3.1.2	„Recken“	35
3.3.1.3	„Komfort“	37
3.3.2	Seltene, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen	40
3.3.3	In allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen	41
3.3.3.1	Varianzanalytische Voraussetzungen	46
3.3.3.2	Varianzanalytische Auswertung	48
3.3.3.3	Multivariater Ansatz	51
3.3.4	Übersicht	53
3.4	Schrittanalyse	54
3.5	Fütterungsversuche	61
4	Diskussion	62
4.1	Fang der Tiere	62
4.2	Ermittlung der Schwellendosis	62
4.3	Open-Field	63
4.3.1	Automatische Messungen	63
4.3.2	Repeated measure	65
4.3.3	Dosis-Wirkungs-Analysen	67
4.3.4	Multivariate Analysen	68
4.4	Verhaltensweisen	68
4.5	Vorgehensweise	70
4.5.1	Verabreichung des Schneckenkorns	70

4.5.2	Anpassung der Methode	70
4.6	Schrittanalyse	71
4.7	Mögliche Auswirkungen	72
5	Zusammenfassung	74
Anhang A - Änderungen in den Dateien		77
A.1	Open-Field-Dateien	77
A.2	Änderungen in den Open-Field-Dateien	78
A.3	Observerdateien	80
A.4	Änderungen in den Observer-Dateien	80
A.5	Zusammenlegen der Dateien	81
Anhang B - SAS-Programme		82
B.1	Test auf Normalverteilung	82
B.2	Test auf Varianzhomogenität	82
B.3	Test auf Multinormalverteilung	83
B.4	Diskriminanzanalyse	84
B.5	Varianzanalysen	84
B.6	Probitanalyse	85
Anhang C - Berechnungen für die Schrittanalyse		86
C.1	Koordinatentransformation	86
C.2	Fehlerabschätzung	87
Literatur		89
Danksagung		96

1 Einleitung

1.1 Charakterisierung von Pflanzenschutzmitteln

Kulturpflanzen sind aufgrund ihrer Bedeutung für unsere Ernährung besonders schützenswert. Die Notwendigkeit eines Schutzes wird besonders in Hinblick auf den Befall durch Schadorganismen deutlich. Sie können die Pflanzen bzw. deren Erzeugnisse schädigen oder sogar vernichten. Pflanzenschutzmittel werden in das Freiland ausgebracht, um solche Schadorganismen unschädlich zu machen. Dies kann auf zweierlei Weise erreicht werden: Zum einen können die entsprechenden Mittel die Schädlinge dazu bringen, die Pflanzen zu meiden. Solche Mittel haben auf Nichtzielorganismen nur selten eine negative Auswirkung. Zum anderen können die Schadorganismen abgetötet werden. Besonders beim Einsatz von Giften besteht die Möglichkeit, dass auch Nichtzielorganismen mit dem Mittel in Kontakt kommen und beeinträchtigt oder sogar getötet werden. Um diese Gefährdungen zu minimieren, werden im Rahmen der Zulassung neuer Pflanzenschutzmittel Nebenwirkungen auf Nichtzieorganismen in toxikologischen Prüfungen untersucht (PFLSCHG 1998). So ist die Überprüfung der akuten toxischen Wirkung eines Pflanzenschutzmittels in der EU und in der Bundesrepublik immer gefordert (BIOLOGISCHE BUNDESANSTALT 1998). Dies gilt auch für weitere Tests, wie die Abschätzungen der kumulativen Toxizität oder der Reproduktionstoxizität. Die meisten der dabei eingesetzten Testverfahren setzen letale Wirkstoffmengen als Kriterium ein, d.h. der Tod der Versuchstiere gilt als Entscheidungskriterium. Nur in wenigen Fällen, wie bei der Abschätzung der Reproduktionstoxikologie an der Ratte (*Rattus norvegicus* (BERKENHOUT), der Japanwachtel (*Coturnix japonica* TEMMINCK et SCHLEGEL) und der Honigbiene (*Apis mellifera* L.), die als Standardtiere in diesem Test eingesetzt werden, gelten natürlicherweise andere Kriterien.

1.2 Verhaltenstoxikologische Untersuchungen

Pflanzenschutzmittel können bereits in subletalen Dosen Veränderungen im Verhalten der Nichtzielorganismen hervorrufen, die mit den herkömmlichen Tests nicht zu erfassen sind. Es liegt daher nahe Tests zu entwickeln, mit denen die Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln auf diese Tiere anhand solcher Verhaltensänderungen bewertet werden können. Dies geschieht bereits bei der Honigbiene und anderen Nutzarthropoden – Parasiten und Räubern wie Florfliege, Marienkäfer, Raubmilben und Schlupfwespen, die Pflanzenschädlinge in ihrem Bestand dezimieren –, spielt aber bei der Beurteilung der Wirkung von Pflanzenschutzmitteln auf andere Nichtzielorganismen bisher keine Rolle.

Die Beurteilung der Wirkung von Stoffen auf das Verhalten der Versuchstiere ist nicht neu. So führte STEWART (1898, zitiert bei GATTERMANN 1989) bereits Ende des 19. Jahrhunderts Laufradtests durch, um die Auswirkungen von Ethanol auf Ratten und Mäuse zu untersuchen. Zur Beurteilung der Emotionalität von Ratten hat HALL (1934) zum ersten Mal ein den Tieren vor Versuchsbeginn unbekanntes und immer gleich reizarmes Open-Field (Kap. 2.6) benutzt. In den 1970er Jahren wurden neue Methoden erprobt, um Auswirkungen verschiedener Gifte bei subletalen Dosierungen zu untersuchen. So benötigen Mäuse durchschnittlich mehr Zeit und machen mehr Fehler beim Durchschwimmen eines doppelten Y-Labyrinthes, wenn ihnen vorher geringe Mengen Bleiacetat-Lösung verabreicht wurde (OGILVIE 1977). Junge Mäuse beginnen verzögert mit der Erkundung des Open-Fields und zeigen einen erhöhten Anteil an Rückwärtslaufen, wenn deren Mütter sieben bis neun Tage nach der Kopulation Methylquecksilberdicyandiamid (MMD) i.p. gespritzt wird (SPYKER et al. 1972). Zusätzlich zeigen die behandelten Jungtiere neuromuskuläre Störungen in Schwimmtests, so dass sie häufiger bewegungslos im Wasser treiben. Die Giftmengen sind dabei so gering, dass ein verändertes Verhalten der Muttertiere nicht nachzuweisen ist. KLAUS & HACKER (1978) und KLAUS & ERDMANN (1980) haben die Auswirkungen des Giftes Cyclophosphamid auf die Entwicklung des Schwimmverhaltens von Labormäusen untersucht. Mit Cyclophosphamid behandelte Jungtiere zeigen eine verspätete Entwicklung des adulten Schwimmverhaltens gegenüber unbehandelten Kontrolltieren. Ähnliche Versuche zur Entwicklung des Schwimmverhaltens haben GATTERMANN & SCHREINER (1986) an Goldhamstern (*Mesocricetus auratus* WATERHOUSE) durchgeführt. Oral verabreichte Dosen von 40 %-igem Ethanol verzögern demnach ebenfalls die Ausbildung des adulten Schwimmverhaltens. Es ist mehrfach gezeigt worden, dass verschiedene Testansätze durchaus geeignet sind, Verhaltensänderungen zu beschreiben. So haben HEINECKE (1982) an Mäusen

und GATTERMANN (1986) an Goldhamstern den Jungentransport als Kriterium benutzt. Auch die tageszeitliche Aktivität kann zur Beschreibung herangezogen werden. GATTERMANN (1983) beschreibt eine Abnahme der lokomotorischen Aktivität von Goldhamstern in Abhängigkeit verschiedener Stressoren (Arzneimittel, Pflanzenschutzmittel, physikalische Stressoren). Ebenso zeigen mit Ethanol belastete Goldhamster im Gegensatz zu unbehandelten Kontrolltieren eine stärkere Phasenverzögerung ihrer Tagesrhythmik, wenn sie im Dauerlicht gehalten werden (GATTERMANN, LEHMANN & SCHUH 1988). Die akute und subchronische Toxizität des Schwermetalls Cadmium auf das Verhalten von Goldhamstern wird von GATTERMANN, BUSCH & SCHUH (1988) anhand verschiedener Tests untersucht. Die Tiere zeigen in einem Laufradtest eine verringerte spontane Aktivität, die während der 9-tägigen Beobachtungszeit nicht wieder auf die Ursprungswerte ansteigt. Die Aktivität sowie die Häufigkeit des Aufrichtens im Open-Field sinken signifikant ab und mit dem Gift behandelte Tiere verweilen weniger lange auf einem Drehstab als die unbehandelten Kontrolltiere.

Die Auswirkungen subletaler Dosen giftiger Stoffe auf das Verhalten von Tieren ist aus zwei Gründen für deren Charakterisierung interessant:

1. Diese Mittel können bereits Auswirkungen auf das Verhalten zeigen, während biochemische oder morphologische Veränderungen noch nicht nachzuweisen sind. So zeigen z.B. 30 Tage alte Jungmäuse, wie bei SPYKER et al. (1972) beschrieben, sehr wohl Veränderungen im Verhalten, wenn deren Mütter mit MMD behandelt wurden. Auswirkungen auf das Gewicht von Klein-, Zwischen- und Endhirn der Tiere sind hingegen ebenso wenig festgestellt worden wie Veränderungen der Aktivitäten der Enzyme Cholinacetyltransferase und Acetylcholinesterase im Gehirn.
2. Die Beobachtung von Verhaltensweisen macht es möglich, Auswirkungen von Giften festzustellen, ohne die Versuchstiere einem zusätzlichen Stress auszusetzen. Allen Verhaltenstests ist gemeinsam, dass die Tiere, nachdem sie in die Versuchsanordnung verbracht worden sind, nicht weiter gestört werden. In einigen Fällen, wie z.B. den Laufradtests (GATTERMANN 1983), können die Experimente sogar im Heimkäfig der Tiere durchgeführt werden. Die Untersuchung hormoneller, anatomischer oder morphologischer Veränderungen hingegen bedeutet immer auch eine zusätzliche Störung der Tiere, wie sie beispielsweise durch vermehrtes Handling oder durch Blutabnahmen auftritt. Für viele derartige Untersuchungen müssen die Tiere sogar getötet werden. Wiederholte Messungen, bei denen die Tiere als ihre eigenen Kontrollen fungieren, sind damit unmöglich.

1.3 Metaldehyd

In dieser Untersuchung wird das Pflanzenschutzmittel Metaldehyd verwendet. Dieses als „Schneckenkorn“ bekannte Mittel ist Teil weiterer Untersuchungen an der Biologischen Bundesanstalt in Münster. Der Metaldehyd ist das zyklische Oligomer aus Acetaldehyd ($[\text{CH}_3\text{-CHO}]_n$; mit $n = 4 - 6$) und wird in aller Regel als Tetramer dargestellt (Abbildung 1).

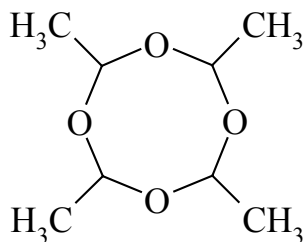


Abb. 1 Strukturformel des Metaldehyds (2,4,6,8-Tetramethyl-1,3,5,7-tetraoxacycloctan)

Ursprünglich wurde Metaldehyd als Trockenbrennstoff für Spielzeugdampfmaschinen und Campingkocher verwendet. Seine molluskizide Wirkung ist erst 1934 durch Zufall entdeckt worden, nachdem tote Nacktschnecken an zurück gelassenen Meta-Tabletten auf einem Campingplatz beobachtet wurden (LONZA 1997). Neben Pulvern, Pasten und Flüssigkeiten wird Metaldehyd v.a. als Kleieköder mit einem typischen Wirkstoffgehalt von 4 – 6 % angewendet (DAUNDERER 1985). In der Schneckenbekämpfung wird Metaldehyd als Fraß- und Kontaktgift eingesetzt. Die Schnecken zeigen als typische Reaktion eine krampfartige Verwindung des Körpers zusammen mit einer erhöhten Schleimproduktion und –absonderung. Durch das Gift werden die Schleimhautzellen des Magens gereizt und sogar geschädigt. Auf-

grund des erhöhten Wasserverlustes nimmt die Mobilität der Schnecken ab, so dass sie zum Tag hin bei steigenden Temperaturen und geringer Luftfeuchte austrocknen. Ist die Luftfeuchtigkeit hoch genug, können die Schnecken sich kurzfristig erholen. Je nach Menge des aufgenommenen Giftes sind die beeinträchtigten Zellen jedoch so stark geschädigt, dass die Schnecken später durch Entkräftung oder Verhungern sterben (GODAN 1979). Eine Auswirkung des Metaldehyds auf das Nervensystem haben MILLS et al. (1990) aufgezeigt. Am isolierten ZNS der Spitzschlamm Schnecke (*Lymnaea stagnalis* L.) führt Metaldehyd zu verringerten K^+ - und erhöhten Ca^{2+} -Strömen. Daraus resultieren ausgedehntere Aktionspotentiale und eine verstärkte Erregbarkeit, durch die sich die oben angeführten Krämpfe erklären lassen. VON BURG & STOUT (1991) geben eine kurze Übersicht über weitere Auswirkungen des Giftes und über mögliche Vergiftungsformen.

Die Symptome einer Metaldehydvergiftung bei Säugetieren können von denen beim Menschen abgeleitet werden (BORBELEY 1970, LONGSTRETH & PIERSON 1982 und DAUNDERER 1985). Neben sofort eintretender Übelkeit mit anschließendem Erbrechen sind Krämpfe und Benommenheit für den akuten Vergiftungsverlauf typisch. Die Patienten zeigen eine psychisch zunehmende Verwirrung, eine motorische Unruhe und Hypersensibilität. Je nach Schwere der Vergiftung kann durch das entstehende Acetaldehyd (genauer durch dessen Abbauprodukt Essigsäure) eine Acidose auftreten, die bis zum Koma führt. Der Tod tritt v.a. durch Atemstillstand aus dem Koma heraus ein.

Derzeit sind in der Bundesrepublik 11 Präparate zugelassen, die Metaldehyd als Wirkstoff enthalten (BVL 2005). Für fünf der Präparate läuft die Zulassung im Jahr 2005 aus. Metaldehydpräparate zählen derzeit zu den wenigen auch für den ökologischen Landbau zugelassenen Mittel (KÜHNE et al. 2001).

1.4 Igel als Untersuchungsobjekte

Versuchstier in dieser Arbeit ist der Europäische Igel (*Erinaceus europaeus* L.). Im Rahmen der oben genannten Untersuchungen an der Biologischen Bundesanstalt in Münster (GEMMEKE 1995) werden die Auswirkungen von Pflanzenschutzmitteln, wie die der Molluskizide Metaldehyd und Methiocarb, auf Nichtzielorganismen ermittelt. Die Igel sind aufgrund ihres Nahrungsspektrums für diese Fragestellungen besonders interessant. Die Hauptbestandteile der Igel nahrung sind Käfer, Regenwürmer, Schmetterlingsraupen und Insektenlarven. Diese Nahrungspräferenz wird von verschiedenen Autoren trotz z.T. stark unterschiedlicher Methoden gefunden (CAMPBELL 1973, YALDEN 1976, GROSSHANS 1983, WROOT 1985 a und b und DICKMAN 1988). Es zeigt sich jedoch eine Eigenheit, die im Hinblick auf mögliche Gefahren durch Schnecken und Schneckenkörner von Bedeutung ist:

Die Igel stöbern nicht zufällig nach Nahrung. Sie sind Prädatoren v.a. für wirbellose Beutetiere, d.h. sie suchen Gebiete mit energiereicher und leicht verdaulicher Nahrung aktiv auf. CASSINI & FÖGER (1995) zeigen, dass besonders Regenwürmer als Beutetiere interessant sind und die Igeldichte in den entsprechenden Arealen proportional mit der relativen Dichte an Regenwürmern steigt. Ebenso variiert der Anteil der Nacktschnecken in der Nahrung mit ihrer Verfügbarkeit. Der Anteil der Schnecken in der Nahrung steigt bis zu 50 % an, wenn die Witterungsbedingungen eine hohe Schneckendichte und damit eine hohe Verfügbarkeit ermöglichen (YALDEN 1976). Igel können lokal auftretende hohe Schneckendichten durchaus finden und nutzen diese auch für die Ernährung. Werden die Schnecken gleichzeitig mit Metaldehyd bekämpft, kommen Igel in direkten Kontakt mit dem Mittel, woraus eine akute Gefährdung der Igel resultieren kann.

In der Literatur finden sich mehrere Hinweise auf Todesfälle bei Igel, die durch Metaldehyd verursacht wurden. BERTHOUD (1981) führt 37 von 91 untersuchten Todesfällen bei Igel auf Vergiftungen zurück. Für 24 dieser Vergiftungsfälle gibt BERTHOUD Metaldehyd als Ursache an. KEYMER et al. (1991) finden zwei tote Igel mit mehr als 40 mg Metaldehyd im Magen und ein Tier sogar mit 80 mg in der Leber. WYDLER (1977) nennt Meldungen von Tierärzten, von denen Igel mit Metaldehydvergiftungen behandelt wurden. Als auffälligste Symptome sind Lähmungen der Extremitäten (WYDLER 1977), im Falle direkt aufgenommenen Schneckenkörner blau gefärbte Losung (REEVE 1994) und Hypersensitivität und gesteigerte Erregbarkeit (REEVE 1994, eigene Beobachtungen) zu nennen. Igel gehören also durchaus zu den betroffenen Nichtzielorganismen und sind damit Teil der Problematik um metaldehydhaltige Molluskizide.

1.5 Zielsetzung

Bei der Zulassung von Pflanzenschutzmitteln können Verhaltensänderungen von Versuchstieren wertvolle Hinweise auf die Auswirkungen der Mittel auf Nichtzielorganismen liefern. Dabei müssen die verwendeten Methoden jedoch zwei Anforderungen erfüllen, die von den in Kap. 1.2 angesprochenen Verfahren nicht erfüllt werden:

Zum einen zeigen die herkömmlichen Verfahren eine Wirkung auf das Verhalten lediglich qualitativ an. Sie geben keine Auskunft darüber, wie stark die Änderungen von der Dosis der verwendeten Mittel abhängen. Um im Rahmen der Zulassung von Pflanzenschutzmitteln brauchbare Aussagen über die Mittel machen zu können, ist eine Quantifizierung nötig, die mit einer Dosis-Wirkungs-Analyse erreicht werden kann.

Zum anderen zeigen Tiere im Allgemeinen sehr hohe individuelle Unterschiede in ihrem Verhalten. Besonders im Open-Field sind die Variationskoeffizienten mit herkömmlichen statistischen Methoden hoch, wie GATTERMANN (1987 a) in einem Ringversuch gezeigt hat. Diese statistische Variabilität im Verhalten der Versuchstiere kann verringert werden, wenn für die Untersuchungen wiederholte Messungen (repeated measures) durchgeführt werden. Wiederholte Messungen sind in Fällen möglich, in denen keine Lerneffekte auftreten und eine kumulierende Wirkung des Pflanzenschutzmittels ausgeschlossen werden kann. Werden diese Voraussetzungen eingehalten, kann die Effektivität der statistischen Berechnungsverfahren erhöht und die Anzahl der benötigten Versuchstiere reduziert werden.

Zusätzlich werden die Auswirkungen der betrachteten Mittel in den meisten Fällen nur an einem Merkmal charakterisiert. In den wenigen Arbeiten, in denen mehrere Verhaltensweisen erfasst werden, geschieht die Auswertung jeweils getrennt und einzeln, also univariat. Die Veränderungen im Verhalten der Tiere, die durch Gifte im Allgemeinen bzw. Pflanzenschutzmittel im Besondern hervorgerufen werden, sind sehr komplex und durch die Betrachtung einzelner Parameter u. U. nicht ausreichend zu beschreiben. Multivariate statistische Verfahren können die Aussage eines Tests steigern. Werden mehrere Variablen gleichzeitig erhoben, sollte die Möglichkeit einer multivariaten Auswertung immer in Betracht gezogen werden.

Ziel dieser Untersuchung ist die Erarbeitung einer Methode, mit der Verhaltensänderungen in Abhängigkeit der Dosis des verabreichten Mittels gemessen und quantifiziert werden können. Dazu wird als erstes die Frage geklärt, ob das verwendete Mittel einen Einfluss auf das Verhalten der Igel besitzt.

Veränderungen in den Verhaltensweisen werden im Freiland nur selten erkannt. Es besteht die Gefahr, dass Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln ohne Beachtung bleiben, sofern sie nicht zum Tod des Tieres führen. Tatsächlich kann auch ein natürlich erscheinender Tod durch verminderte lokomotorische Aktivität als Folge toxischer Wirkung provoziert worden sein. Sollten sich die Veränderungen, direkt oder indirekt, auf die Reproduktion der Tiere auswirken, so wäre ein schleichendes Aussterben lokaler Populationen möglich, ohne dass Warnzeichen früh genug bemerkt werden. Aus diesem Grund sind gerade Verhaltensänderungen als Gradmesser einer möglichen Vergiftung besonders wertvoll.

Durch die Verwendung verschiedener Dosierungen ist darüber hinaus die Angabe eines Wirkungsbereiches analog zu den üblichen Dosis-Wirkungs-Analysen möglich. Zudem wird durch die Anwendung geeigneter statistischer Methoden gezeigt, dass durch die Verwendung wiederholter Messungen die Anzahl der Versuchstiere drastisch verringert werden kann. Durch die Demonstration multivariater statistischer Methoden soll ebenfalls gezeigt werden, wie die komplexen Auswirkungen des Pflanzenschutzmittels auf das Verhalten in geeigneter Weise beschrieben werden können.

Den aus dem Freiland entnommenen Tieren werden für diese Untersuchung verschiedene, im subletalen Bereich liegende Dosen des Pflanzenschutzmittels Metaldehyd verabreicht. Im Open-Field werden daraufhin Veränderungen mehrerer Verhaltensparameter gemessen und quantifiziert. Die relevanten Verhaltensweisen werden ermittelt und zur Berechnung einer Dosis-Wirkungsanalyse herangezogen. Zusätzlich wird mit einer videobasierten Schrittanalyse eine weitere Form der Quantifizierung von Auswirkungen des Metaldehyds aufgezeigt.

2 Tiere, Material und Methode

2.1 Fang der Tiere

Die Arbeiten zu dieser Untersuchung verteilen sich auf drei Jahre, von Frühjahr 1993 bis Herbst 1995. Die Igel werden zu verschiedenen Zeiten gefangen, in insgesamt drei Fangaktionen. Dabei ist sichergestellt, dass keine Doppelfänge auftreten: Vier der verwendeten Tiere leben zu Beginn der Untersuchung (März 1993) im Institut und sind bereits in Gefangenschaft geboren. Diese Tiere verbleiben in den folgenden Jahren im Institut. Für die Vorversuche im zweiten Jahr fange ich die Tiere auf dem Institutsge- lände der Biologischen Bundesanstalt in Gievenbeck und im Bereich des Stadtteils Kinderhaus¹. Im Herbst des gleichen Jahres werden die Tiere an ihren Fangorten wieder ausgesetzt. Die Fangbereiche für die Hauptversuche im dritten Jahr liegen an den Aaseewiesen zwischen dem Allwetterzoo und der Kar- dinal-von-Galen-Straße und an den Aaseewiesen südlich des Zentralfriedhofes und im Schlossgarten und seinen umgebenden Wiesenbereichen. Ich führe zwei Fangaktionen durch, eine im April-Mai (Gruppe A) und eine im Juni-Juli (Gruppe B). Während der zweiten Fangaktion befinden sich die Igel der Gruppe A noch in den Gehegen im Institut.

Die Tiere werden für die Untersuchungen nach 1⁰⁰ Uhr (MESZ) gefangen. Zur Orientierung im Dunkeln wird ein herkömmliches Nachtsichtgerät benutzt. Die Igel heben sich darin dunkel von den schwach reflektierenden Rasenflächen ab und sind somit leicht zu erkennen. Die Auswahl der Tiere geschieht aufgrund folgender Eigenschaften:

- Es sind männliche Tiere,
- sie sind augenscheinlich gesund und
- sie nehmen in Gefangenschaft Futter an.

Das Geschlecht der Tiere wird noch vor Ort bestimmt; hierbei werden ausschließlich RR Igel berücksich- tigt. Ebenso erfolgt eine Begutachtung des allgemeinen Gesundheitszustandes der Tiere. Augenschein- lich untergewichtige oder geschwächte Tiere verbleiben im Freiland. Igel mit laut wahrnehmbaren A- temgeräuschen (rasselnder Atem, Husten) sind vermutlich mit Lungenwürmern, v.a. mit dem Igelun- genwurm (*Crenosoma striatum* (ZEDER)) infiziert (SCHÜTZE 1979, FRANK 1988) und werden ebenfalls im Freiland belassen. Die Igel werden daraufhin mit handelsüblichen Heimtiertransportkäfigen in das Institut transportiert, im Labor gewogen und in den Gehegen untergebracht. Von insgesamt 25 gefange- nen Igeln haben 11 Tiere die Futteraufnahme auch am zweiten Abend verweigert und werden in der fol- genden Nacht am Fundort in das Freiland entlassen. Für den eigentlichen Hauptversuch stehen somit 14 Tiere zur Verfügung.

2.2 Gehege und Verpflegung

Die Tiere werden in eigens für diesen Zweck angefertigten Gehegen untergebracht (Abbildung 2). Die quadratische Grundfläche beträgt 2 m², die Umrandung des Geheges ist 40 cm hoch. Da Igel sich an niedrigen Zäunen hoch ziehen und hinüber klettern können, ist der obere Rand mit einem flach ange- brachten und überstehenden Brett gesichert.

²/₃ des Geheges ist überdacht, die Dächer können hoch geklappt werden. Der Boden des Geheges ist mit feinem Sand gefüllt, der einfach und gründlich gereinigt werden kann: Urin verklebt mit dem Sand und wird großflächig mit einer Schaufel entfernt, der Kot wird ausgeharkt und ebenfalls mit einer Schaufel entfernt. Unter der Überdachung steht den Igel ein mit Stroh ausgefüllter Holzkasten (L x B x T: 30 cm x 30 cm x 30 cm) zur Verfügung. Durch eine Öffnung in der Vorderseite können die Tiere den Kasten ungehindert betreten, um tagsüber oder während der Ruhephasen in der Nacht darin zu schlafen. Das Stroh in den Kästen wird regelmäßig alle zwei Wochen gewechselt. Ein zu starker Befall der Tiere mit

¹ Fanggenehmigung des Amtes für Grünflächen und Naturschutz der Stadt Münster vom 02.05.1994 und vom 06.04.1995.

Igelflöhen (*Archaeopsylla erinacei* (BOUCHÉ)) kann so vermieden werden. Das Futter besteht aus handelsüblichem Katzenfutter (KITEKAT mit Rind) und Wasser (ad lib.). Beides wird täglich erneuert. Während der Zeit der Versuche wird den Tieren das Futter regelmäßig zwischen 21⁰⁰ h und 22⁰⁰ h bereitgestellt. Die im Test befindlichen Tiere werden vor der Fütterung gewogen.



Abb. 2 Gehege zur Unterbringung der Igel im Institut. In der Mitte ist der mit Stroh ausgefüllte Holzkasten zu sehen. Daneben auf beiden Seiten die Schalen mit Futter und Wasser. Das Dach des rechten Geheges ist hoch geklappt.

Zur Applikation des Pflanzenschutzmittels werden der jeweiligen Dosis entsprechend ganze Schneckenkörner abgewogen und in die Fleischstücke des Katzenfutters hinein gesteckt (Kap. 2.6.3). Die Tiere nehmen so die gesamte Menge über das Futter direkt auf. Ein Wiegen des Rückstandes ist daher nicht nötig.

In die Gehege habe ich 12 V – Infrarot-Bewegungsmelder eingebaut und an ein von mir speziell entwickeltes und gebautes Registriergerät angeschlossen. Dieses Gerät zeichnet kontinuierlich rund um die Uhr die Bewegungen der Igel in ihren Gehegen auf. Mit einem eigens dafür geschriebenen Programm werden die Daten regelmäßig mit dem Computer ausgelesen. Zusätzlich werden die Zeiten, in denen die Tiere aktiv sind, grafisch auf dem Computermonitor im Labor angezeigt. Durch die Verwendung der Bewegungsmelder ist zu erkennen, wann die Tiere aktiv sind, ohne die Gehege betreten zu müssen. Störungen reduzieren sich damit auf das Versorgen der Tiere und das Entnehmen vor bzw. das Wiedereinsetzen nach dem Versuch. Durch die Überwachungsanlage können die Wachphasen der Tiere registriert werden, ebenfalls ohne die Gehege betreten zu müssen. Die Tiere können auf diese Weise unter gleichen Bedingungen, d.h. während der Wachphasen in den Versuch eingesetzt werden.

2.3 Entlassen der Tiere in das Freiland

Nach dem Ende der Versuche werden alle Tiere nach einer abschließenden Begutachtung der körperlichen Konstitution an ihren Fangorten in das Freiland entlassen. Die Igel der Vorversuche werden im Oktober 1994 auf dem Institutsgelände und im Stadtteil Kinderhaus ausgesetzt. Die Tiere der Hauptversuche werden im September 1995 (Gruppe 1) und Anfang November 1995 (Gruppe 2) im Stadtgebiet von Münster freigelassen. Abbildung 35 zeigt die Entwicklung der Körpergewichte der 14 Tiere, die im Hauptversuch eingesetzt wurden. Die Gewichte der Tiere bleiben während des Hauptversuches im Durchschnitt annähernd konstant, extreme Änderungen sind nicht beobachtbar.

2.4 Übersicht über die Versuche

Die Arbeiten zu dieser Untersuchung umfassen einen Zeitraum von drei Jahren: Während des ersten Jahres (1993) werden das Versuchskonzept erarbeitet und die benötigten Geräte und Anlagen aufgebaut und getestet. Im zweiten Jahr (1994) führe ich die Vorversuche durch, die der Ermittlung der Schwellendosis dienen, d.h. der kleinsten Wirkstoffmenge, die Veränderungen im Verhalten erkennen lässt. Die Hauptversuche, zu denen die Untersuchungen im Open-Field und die Dosis-Wirkungs-Analyse zählen, nehmen das dritte Jahr (1995) ein.

Ich teste in den Jahren 1994 und 1995 insgesamt 21 Igel; 6 Tiere im Vorversuch und 14 im Hauptversuch. Hinzu kommen die vier Tiere aus dem Institut (Kap. 2.1), mit denen die Fütterungsversuche durchgeführt werden.

2.4.1 Vorversuche

Während der Vorversuche durchlaufen sechs Tiere (V1 - V6) das Open-Field in jeweils drei aufeinander folgenden Nächten zur Eingewöhnung ohne eine Giftdosis. Nach einer Woche schließt sich in drei aufeinander folgenden Nächten der eigentliche Test an. Jedes Tier führt zunächst wieder einen direkten Vergleichslauf ohne Giftdosis durch. In der folgenden Nacht bekommen die Tiere jeweils eine der zu testenden Dosen¹ verabreicht: 5 mg kg⁻¹, 10 mg kg⁻¹, 15 mg kg⁻¹, 40 mg kg⁻¹ und 50 mg kg⁻¹. Die Dosis 40 mg kg⁻¹ wird drei Tieren appliziert. Zur Kontrolle absolviert jeder Igel einen abschließenden Lauf ohne Gift. Die Verhaltensweisen und die Felderwechsel im Open-Field werden für jeweils 30 min aufgezeichnet. Ein Tier (V2) wird zweimal in den Vorversuchen eingesetzt, mit einer Dosis von 10 mg kg⁻¹ (V2 (10)) und mit einer Dosis von 40 mg kg⁻¹ (V2 (40)). Die kleinste Dosis wird zuerst getestet (Igel V1), eine Woche später die Dosen 10 bzw. 15 mg kg⁻¹ (Igel V2 (10) und V3). Erst nach den ersten drei Läufen wird die Dosis von 40 mg kg⁻¹ an zwei Igel (V4 und V5) und im Anschluss daran 40 bzw. 50 mg kg⁻¹ mit zwei weiteren Igel (V2 (40) und V6) untersucht.

2.4.2 Hauptversuche

Alle 14 Igel im Hauptversuch absolvieren zuerst fünf Eingewöhnungsläufe. Die Eingewöhnungsläufe finden unter den gleichen Bedingungen wie die Hauptläufe statt, jedoch ohne Giftgabe. Zwischen den 5 Eingewöhnungsläufen eines Igels liegt jeweils ein Zeitraum von einer Woche. Dabei wird darauf geachtet, dass jeder Igel während einer Wachphase in den Versuch kommt (Kap. 2.6.3).

In den sechs Hauptläufen absolviert jedes Tier einen Lauf mit jeder der verwendeten Dosen. Ein Lauf, ohne Metaldehyd (0 mg kg⁻¹), dient als Vergleich. Die Dosen in den anderen fünf Läufen betragen 40, 50, 60, 70 und 80 mg kg⁻¹. Die Igel sind in zwei Gruppen (1 und 2) zu je sieben Tiere eingeteilt. Eine Übersicht über die Versuche zeigt Abbildung 3.

Jedes Tier wird wiederholt gemessen, dient also als seine eigene Kontrolle. Zwischen den einzelnen Läufen liegt jeweils ein Zeitraum von einer Woche. In der Gruppe 1 werden die einzelnen Wirkstoffdosen in aufsteigender Reihenfolge verabreicht², in Gruppe 2 sind die Unterschiede zwischen den nacheinander verabreichten Mengen so groß wie möglich. Da die Gehegekapazitäten begrenzt sind, werden die Versuche in zwei Abschnitte gegliedert. Abschnitt A (Abbildung 3, oben) dauert vom 18.07.95 – 31.08.95. In diesem Zeitraum werden 8 Tiere untersucht. Im Abschnitt B (Abbildung 3, unten), vom 06.09.95 – 27.10.95, sind 6 Tiere im Versuch³.

¹ In der Einheit [mg kg⁻¹] bezieht sich die Angabe [kg] auf das Körpergewicht der Tiere.

² Die Dosen 40 mg kg⁻¹ bzw. 50 mg kg⁻¹ werden in Gruppe 1 aufgrund eines anfänglichen Dosierfehlers in jeweils umgekehrter Reihenfolge verabreicht.

³ Da ich erkrankt war, musste die Versuchsreihe in Abschnitt B in der Woche vom 24.09. – 01.10.95 unterbrochen werden.

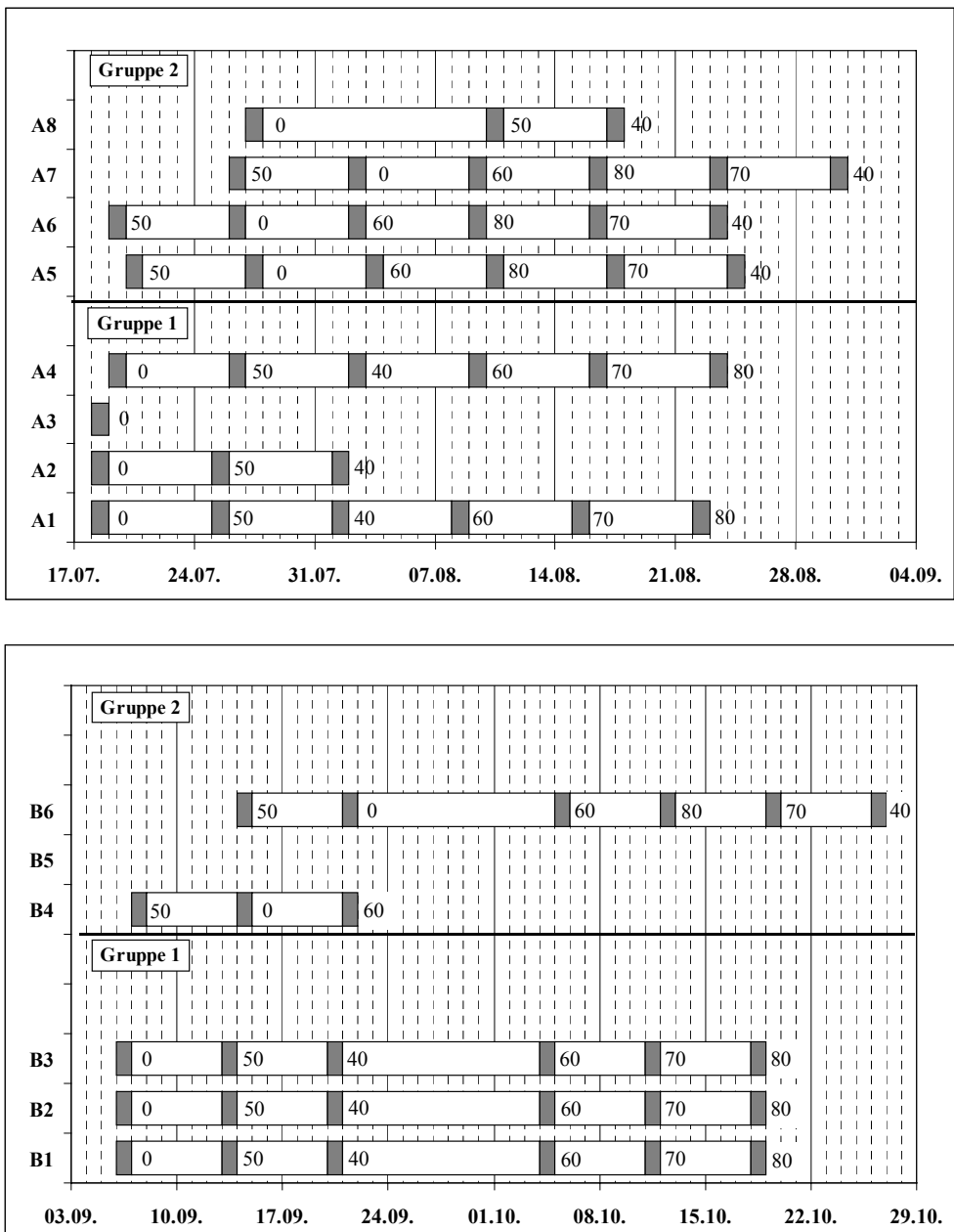


Abb. 3 1. Versuchsteil im Juli-August 1995 mit insgesamt 8 Tieren (oben) und 2. Versuchsteil im September-Oktober 1995 mit insgesamt 6 Tieren (unten). Übersicht über den zeitlichen Ablauf der Hauptläufe mit Angabe der jeweiligen Giftmenge in der Reihenfolge ihrer Applikation. Ist ein Balken nicht vollständig, ist das Tier vorzeitig aus dem Versuch genommen.

2.5 Verhaltensweisen

Im Vorfeld der Versuche habe ich einen Katalog mit Verhaltensweisen erstellt, die von den Igeln möglicherweise gezeigt werden (zur Literatur s. Kap. 4.4). Dieser Katalog bildet die Grundlage für die Videoauswertung mit dem Programm „OBSERVER“ (Kap. 2.7.2). Einige der im Voraus erwarteten Verhaltensweisen treten jedoch nicht oder nur in geringem Maße auf, oder sie erweisen sich als unpraktisch bzw. wenig aussagekräftig. Solche Muster werden später einer anderen Kategorie zugeordnet (Tabelle 1, mit * gekennzeichnet) oder, im Falle des Ausbleibens, vollständig verworfen. Treten während der Analyse neue Verhaltensweisen auf, werden sie auch nachträglich in die Auswertung aufgenommen (z.B. „Stehen an der Seite“ (seit) und „Stehen in der Ecke“ (ecke)).

Tabelle 1 zeigt die Verhaltensweisen, die während der Durchsicht der Videoaufnahmen registriert worden sind.

Tab. 1 Übersicht über die Verhaltensweisen, die während der Auswertung des Videomaterials registriert werden. Die markierten Verhaltensweisen (*) werden nur in den Vorversuchen getrennt aufgezeichnet und in den Hauptversuchen einer anderen Kategorie (z.B. „→ l-mi“) zugeordnet. Event-Verhaltensweisen (Ereignisse) sind mit einem „E“ gekennzeichnet; alle anderen Verhaltensweisen haben eine zeitlich messbare Ausdehnung.

Sitzen		
mit Aktivität	(s-mi):	Es sind deutliche Bewegungen zu erkennen, v.a. mit dem Kopf; keine Lokomotion.
ohne Aktivität	(s-oh):	Es sind keine Lokomotion und über längere Zeit (>1 sec) auch keine anderen Bewegungen erkennbar.
Stehen an der Seite	(seit):	Die Tiere stehen auf den Füßen, während sie sich an der Seitenwand des Open-Fields hochrecken.
Stehen in der Ecke	(ecke):	Die Tiere stehen auf den Füßen, während sie sich in der Ecke des Open-Fields hochrecken.
Laufen		
mit Exploration	(l-mi):	Es ist eine Lokomotion mit deutlichen Seitwärtsbewegungen des Kopfes erkennbar. (Es entsteht der Eindruck, die Tiere erkunden ihre Umgebung.)
ohne Exploration	(l-oh):	Die Tiere zeigen eine schnelle Lokomotion ohne deutliche Seitwärtsbewegungen des Kopfes.
Stop and Go	(stgo):	Wenige Schritte wechseln sich in rascher Folge mit kurzen Phasen des Stehens (< 1 sec) ab.
Wendelaufen → l-mi	(wlau):	* Der Igel läuft (v.a. an der Begrenzung des Open-Fields) in einem kurzen Bereich hin und her.
Wendelaufen mit Stop and Go → l-mi	(wstg):	* Zu erkennen ist eine Kombination aus „wlau“ und „stgo“
Komfort		
Kratzen	(krat):	Die Tiere kratzen sich. Dies geschieht häufig mit den Füßen, in seltenen Fällen mit den Händen.
Schütteln	(schü):	Die Tiere stehen am Ort mit kurzen, schüttelnden Bewegungen des Körpers.
Knabbern	(knab):	Teile des Körpers und v.a. der Extremitäten werden mit dem Mund beknabbert.
Strecken	(strk):	Die Tiere strecken eine oder zwei Extremitäten vom Körper weg.
Sonstiges		
Defäkation	(kotn):	Die Tiere entleeren den Darm.
Urinieren	(urie):	Die Tiere entleeren die Blase.
Selbstbespeicheln	(spei):	Zu beobachten ist eine starke Produktion von Speichel, der daraufhin mit der Zunge auf den Rückenstacheln verteilt wird.
Stand by	(stby)	Die Tiere werden während des Laufes gestört.
Nicht benötigte Verhaltensweisen		
Liegen	(lieg):	Das Tier liegt auf einer Körperseite oder auf dem Rücken. Kommentar: Nicht gezeigt.
Stehwende	(wend):	E Die Tiere drehen den Körper am Ort um (ca. 180°). Kommentar: Selten gezeigt.
Wendelaufen, ohne Exploration	(wloh):	Der Igel läuft in einem kurzen Bereich hin und her, ohne deutliche Seitwärtsbewegungen des Kopfes. Kommentar: Nicht gezeigt.
Wendelaufen, mit Exploration → wlau	(wlmi):	* Der Igel läuft in einem kurzen Bereich hin und her und zeigt deutliche Seitwärtsbewegungen des Kopfes. Kommentar: Da „wloh“ nicht gezeigt wurde, ist die Unterscheidung „mit-“, bzw. „ohne Exploration“ hinfällig. „wlmi“ ist damit das gleiche wie „wlau“.
Fallen	(fall):	E Die Tiere fallen während des Stehens oder Gehens um. Sie kommen dabei auf eine Körperseite zu liegen. Kommentar: Selten gezeigt.
Taumeln	(taum):	E Die Tiere zeigen scheinbar unkoordinierte Seitwärtsbewegung (Schwanken). Kommentar: Selten gezeigt.

Die Phasen des „Sitzens“ in den Verhaltensweisen „Wendelaufen“ (wlau) und „Wendelaufen, Stop and Go“ (wstg) variieren beim Richtungswechsel zeitlich sehr stark. Eine sichere Abgrenzung zu „Sitzen – mit Aktivität“ ist innerhalb dieses Modells nicht möglich. Die beiden Verhaltensweisen „wlau“ und „wstg“ sind daher in „Laufen, mit Exploration“ und „Sitzen, mit Aktivität“ aufgeteilt worden.

2.6 Open-Field-Versuche

2.6.1 Aufbau und Funktion des Open-Fields

Für die Versuche steht in der Biologischen Bundesanstalt in Münster ein quadratisches Open-Field mit einer Grundfläche von 4 m² und einer Wandhöhe von 30 cm zur Verfügung (Abbildung 4). Die Wände des Open-Fields sind mit selbstklebender Klarsichtfolie beklebt, der Boden ist mit Plexiglasplatten ausgelegt. Wände und Boden können mit Wasser gesäubert und mit Ethanol (70 Vol.%) desinfiziert werden.



Abb. 4 Blick in das Open Field. In den Wänden sind kurz über dem Boden die Öffnungen für die Lichtschranken zu sehen. Die Glastüren des Untersuchungsraumes sind mit lichtundurchlässiger Folie abgeklebt.

In die Wände des Open-Fields ist ein Lichtschrankensystem eingebaut. Jeweils 16 Lichtschranken in Längs- und Querrichtung erzeugen ein Gitter mit 256 Feldern. Der Aufenthaltsort eines Igels im Open-Field wird dadurch mit einer Genauigkeit von 12,5 cm in beide Richtungen erkannt (Abbildung 5). Die Grenze zwischen zwei Feldern liegt jeweils in der Mitte zweier benachbarter Lichtschranken.

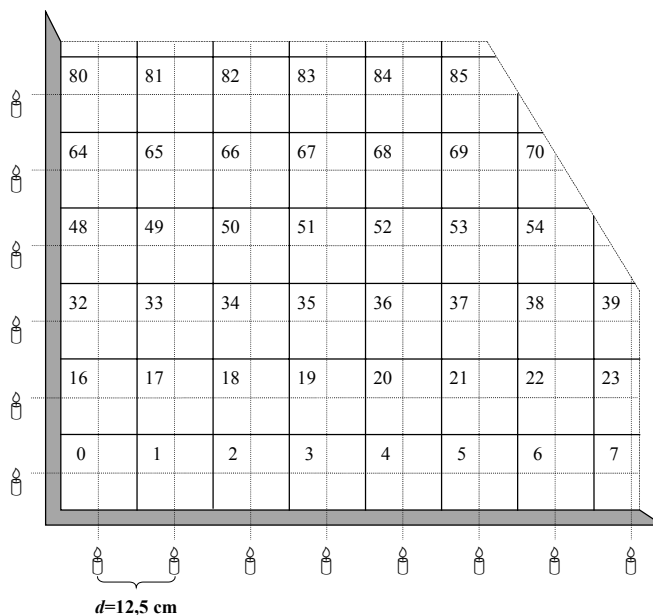


Abb. 5 Skizze der Lichtschrankenverteilung im Open-Field. Die Lichtschranken kreuzen sich im Mittelpunkt eines Feldes. Der Abstand von $d=12,5\text{ cm}$ bestimmt die Auflösung im Open-Field. Jede Reihe besteht aus 16 Feldern mit fortlaufender Nummerierung.

Das Lichtschrankensystem ist computergesteuert, die Daten werden von einem entsprechenden Computerprogramm aufgezeichnet. Die Sender der einzelnen Lichtschranken bestehen aus Infrarot-Leuchtdioden mit einer Wellenlänge von $\lambda = 900$ nm; das emittierte Licht ist für Säugetiere unsichtbar.

Das Aufzeichnungsgerät für das Open-Field fragt die Lichtschranken mit einer Frequenz von 3 - 10 Hz ab. Die Frequenz schwankt mit der zu verarbeitenden Datenmenge und dem Aufenthaltsort der Tiere im Open-Field. Die Lichtschranken sind dabei nicht alle gleichzeitig in Betrieb. Beginnend mit Lichtschranke „0“ (x – Richtung) werden alle Lichtschranken der anderen Richtung (y – Richtung) der Reihe nach an- und wieder ausgestellt. Dazwischen überprüft die Steuerung, ob die entsprechende Lichtschranke unterbrochen ist. Ist dies der Fall (Aufenthaltsort des Igels in y – Richtung), wird die Lichtschranke „0“ aus und die nächste Schranke in x – Richtung angestellt. Diese Abfolge wird durchgeführt, bis auch in x – Richtung der Aufenthaltsort fest steht. Dieses Multiplex-Verfahren ist nötig, da die Infrarot-Leuchtdioden keinen gebündelten Lichtstrahl produzieren. Benachbarte Lichtschranken würden ebenfalls bestrahlt werden. Eine eindeutige Bestimmung der Koordinaten wäre dann nicht möglich.

Je näher ein Tier sich am Ursprung befindet (Koordinate 0,0), desto kürzer ist ein Lichtschrankenzyklus. Die Information über den Aufenthaltsort des Igels wird also alle 0,1 – 0,3 sec erneuert.

2.6.2 Videoüberwachung

Die Läufe der einzelnen Tiere werden zusätzlich mit einer Videoüberwachungskamera aufgezeichnet (FA. PANASONIC, Typ: WV 1450/G, $f = 6$ mm). Die Kamera ist an der Wand des Beobachtungsraumes schräg über dem Open-Field angebracht (Abbildung 6).

Sie steht nicht genau senkrecht über dem Open-Field, da aus dieser Position die Igel nicht von der Seite sichtbar sind. Wichtige Details im Verhalten der Tiere wären so nicht zu erkennen. Das verwendete Weitwinkelobjektiv ($f = 6$ mm) bildet das Open-Field vollständig ab.



Abb. 6 Videokamera mit Wandhalterung und den beiden Infrarot-Scheinwerfern zur Ausleuchtung des Open-Fields. Im Hintergrund ist die mit lichtdichter Folie verklebte Glastür zu sehen.

Die Versuchsanordnung wird von zwei Infrarotscheinwerfern beleuchtet (FA. VIDEOR TECHNICAL, Typ: IR-300). Die Scheinwerfer sind ebenfalls an der Wand und so weit wie möglich oben angebracht, um das gesamte Open-Field gleichmäßig auszuleuchten.

Das verwendete Licht hat eine Wellenlänge von $\lambda = 850$ nm und wird von den Tieren nicht wahrgenommen. Aufgezeichnet wird mit einem Videorekorder in normaler Geschwindigkeit auf handelsüblichen VHS-Videocassetten.

2.6.3 Vorbereiten der Tiere

Die Tiere, die in der jeweiligen Nacht im Open-Field untersucht werden, bekommen die entsprechende Menge Metaldehyd mit ihrem Futter verabreicht. Hierbei handelt es sich um handelsübliches Schneckenkorn mit einem Wirkstoffgehalt von 6 %. Das Mittel kommt direkt aus dem Handel. Zur Berechnung der verabreichten Menge werden die Tiere vor dem Versuch gewogen. Die benötigte Menge Schneckenkorn errechnet sich wie folgt:

$$m_S = \frac{D \cdot m_I}{0,06} \quad (1)$$

m_S $\hat{=}$ Masse des Schneckenkorns [mg]

D $\hat{=}$ Dosis des Wirkstoffes pro Kilogramm
Körpergewicht [mg kg⁻¹]

m_I $\hat{=}$ Körpergewicht des Igels [kg]

Der Faktor 0,06 resultiert aus dem
Wirkstoffgehalt von 6 %.

Von dem Schneckenkorn werden ganze Körner abgewogen und in die Fleischstücke des Katzenfutters gesteckt. Nimmt ein Tier während des Versuchs das Futter nicht an, wird es aus dem Versuch genommen. Durch die unterschiedliche Verteilung der Aktivitätsphasen fressen die Tiere das Futter in der Nacht auch zu unterschiedlichen Zeiten. Nach einer Einwirkungszeit von wenigstens einer Stunde und höchstens drei Stunden kommen die Tiere möglichst während ihrer Wachphasen in den Versuch.

Die einzelnen Tiere zeigen in ihren Aktivitätsphasen starke Unterschiede. Sogar die Wachphasen eines Tieres können in verschiedenen Nächten variieren. Aus diesem Grund ist eine feste Reihenfolge nicht einzuhalten. Die Tiere werden daher in der Reihenfolge untersucht, in der sie an dem jeweiligen Abend das Gift aufgenommen haben.

2.6.4 Ablauf der Messungen

Das Open-Field steht in einem separaten Raum und ist vom Labor, in dem sich die Überwachungsgeräte befinden, getrennt. Die Tiere werden auf diese Weise während der Open-Field-Läufe von Außen nicht gestört. Vor dem ersten Lauf des Abends und nach jedem weiteren Lauf wird das Open-Field gründlich mit Ethanol (70 Vol.%) gereinigt. Hierzu wird die Apparatur mit dem Alkohol eingesprüht, mit einem sauberen Lappen nachgewischt und anschließend 15 min trocken gelassen.

Nach dem Herausnehmen der Igel aus den Gehegen werden der Videorecorder und das Steuerprogramm für das Open-Field gestartet. Die Videoaufnahme beginnt sofort, das Open-Field startet erst nach Einsetzen des Igels. Die Igel werden immer an der gleichen Stelle ins Open-Field eingesetzt, d.h. in der Ecke mit dem Feld "0" (Abbildung 5) und mit dem Kopf zur Wand. Jeder Lauf dauert 30 min. Am Ende eines jeden Laufes wird der Videorecorder angehalten und die Computerdatei mit den Lichtschrankendaten abgespeichert. Nach Beendigung der Untersuchungen durchläuft jeder Igel den Laufsteg im Rahmen der Schrittanalyse (Kap. 2.8) und wird danach wieder in sein Gehege zurück gesetzt. Treten während der Läufe Störungen auf, wird die Überwachung nicht unterbrochen, d.h. die Gesamtzeit von 30 min bleibt in allen Läufen erhalten. Die Zeit der Störung wird in der Videoauswertung als „Stand by“ gekennzeichnet und bleibt in der statistischen Auswertung unberücksichtigt.

2.7 Datenanalyse

Die Untersuchungen im Open-Field umfassen die Analysen der Verhaltensweisen und der Laufleistung der Tiere. Die Ortsveränderungen der Igel im Open-Field während der einzelnen Läufe werden automatisch mit dem Computer erfasst (Kap. 2.7.1). Gleichzeitig zeichnet eine Videokamera das Verhalten der Tiere während des Laufes auf. Diese Videosequenzen werden später mit Hilfe geeigneter Software ebenfalls mit dem Computer separat ausgewertet (Kap. 2.7.2). Beide Datenquellen werden anschließend verbunden und bilden die Grundlage für die statistischen Auswertungen.

Die Versuche werden als Blindversuche ausgeführt, d.h. während der Auswertung der Videodaten ist nicht zu erkennen, in welchem Stadium des Versuches sich der jeweilige Igel befindet. Zu diesem Zweck werden die Dateien der Videoauswertung ohne Hinweis auf die Giftdosis gespeichert. Lediglich die Bezeichnung des Igels und das Datum des Versuchs sind erkenntlich. Die fehlenden Daten werden im Anschluss an die Videoauswertung ergänzt.

2.7.1 Open-Field-Dateien

An die Messelektronik des Open-Fields ist ein Computer angeschlossen. Über eine handelsübliche PC-Messkarte nimmt der Rechner die Daten des Lichtschrankensystems auf und speichert sie ab. Das Open-Field erzeugt Ascii-Dateien, die mit jedem herkömmlichen Editor bearbeitet werden können (0).

In den Originaldateien sind Datensätze enthalten, die für die Auswertung ohne Belang oder, bedingt durch die Messtechnik, fehlerhaft sind. Diese Datensätze müssen vor der Auswertung berichtigt werden. Die Änderungen werden mit eigens von mir dafür geschriebenen Wandelprogrammen vorgenommen. Die gewandelten Dateien werden dann manuell kontrolliert. Fehler, die die Programme nicht erkannt haben, werden ebenfalls eliminiert.

2.7.1.1 Änderungen durch Wandelprogramme

In den Dateien treten folgende Fehler auf:

1. Die Zeiten in den Original-Dateien richten sich danach, wie lange das Programm schon aktiv ist (interne Zeitmessung). Diese Angaben sind für die Auswertung nicht relevant. Da die Dateien mit denen aus der Videoanalyse zusammen gelegt werden sollen, müssen die Zeitangaben synchron sein. Von allen Zeitangaben wird die Startzeit abgezogen (Start bei $t_0 = 0$ s).
2. Der letzte registrierte Felderwechsel wird mit der Gesamtlaufzeit am Ende der Datei nochmals abgespeichert. Das letzte Feld erscheint demnach doppelt und wird entfernt.
3. Wenn die Tiere mehr als eine Lichtschranke unterbrechen, können in schneller Folge benachbarte Felder abwechselnd mehrmals nacheinander in der Liste auftreten. Diese Felderwechsel sind Artefakte und zeigen fälschlicherweise eine zu hohe Aktivität an. Sie sind leicht an der Aufenthaltsdauer zu erkennen, mit denen die entsprechenden Felder registriert werden ($\Delta t \leq 1/3$ s; Kap. 2.6.1). Treten zwei benachbarte Felder mit einer solch kurzen Aufenthaltsdauer mehr als viermal hintereinander auf, werden sie entfernt.
4. Die Geschwindigkeit, mit der das Open-Field die Lichtschranken abfragt, ist begrenzt. Ab einer bestimmten Geschwindigkeit der Tiere kann die Messelektronik nicht mehr jeden Felderwechsel registrieren. In den Aufzeichnungen zeigen sich diese Fehler als „Sprünge“, d.h. die Igel scheinen durch ein oder mehrere Felder in einer Reihe nicht hindurch gelaufen zu sein. Diese Felder werden nachträglich ergänzt. Die Zeit wurde entsprechend der Anzahl der fehlenden Felder gemittelt.

Zur genauen Art der Änderungen s. 0.

2.7.1.2 Manuelle Änderungen

1. Die in Kap. 2.7.1.1, Punkt 3 beschriebenen schnellen Wechsel treten auch in weniger als vier Wiederholungen auf. Nach der automatischen Berichtigung werden die Dateien auf weitere schnelle Wechsel durchgesehen. Diese werden einzeln bewertet und im Fehlerfall entsprechend korrigiert.
2. In zwei Läufen sind während der Aufnahme Störungen aufgetreten. Die Folie, mit der die Wände des Open-Fields beklebt sind, hat sich in einem Vorlauf (A105_V) und in einem Hauptlauf (A10250) gelöst. Ich habe während des Laufes die Folie entfernt, da der Igel an ihr geknabbert hat. Die Zeit der Störung – von meinem Eintreten in den Untersuchungsraum bis zur erneuten Aktivität des Igels – habe ich in den Observerdateien als “Stand by” (stby) gekennzeichnet und in der Auswertung unberücksichtigt gelassen.

2.7.2 Observerdateien

Zur Analyse der auf Video aufgezeichneten Verhaltensweisen, dient mir das Programm „OBSERVER 3.0“ der Firma NOLDUS INFORMATION TECHNOLOGY. Dabei handelt es sich um einen computerbasierten Event-Rekorder. Die folgende Aufstellung zeigt die Einstellungen des Programms, die ich für meine Untersuchungen benutzt habe. Die Begriffe entsprechen den Definitionen nach MARTIN & BATESON (1993).

2.7.2.1 Allgemeine Methoden

Während einer Beobachtung befindet sich nur ein Tier zur Zeit im Open-Field und wird zudem ständig beobachtet (Videoüberwachung). Die Beobachtungsmethode (sampling-method) ist daher „focal-sampling“ (Fokus-Tier-Methode, IMMELMANN 1982). Die Verhaltensweisen werden kontinuierlich aufgezeichnet, jede Verhaltensänderung wird im Moment des Auftretens registriert. Die entsprechende Aufzeichnungsmethode (recording-method) ist daher „continuous-recording“. Das Programm lässt sinnvoller Weise nur diese Einstellung zu (Abbildung 7).

```
Data Collection Method
Sampling method .....: Focal sampling
Recording method .....: Continuous recording
Number of actors .....: Single

Timing Method
Maximum duration of observations .....: 00:30:00 (hh:mm:ss)
Maximum duration based on .....: Elapsed time
Sample interval .....: 00:00 (mm:ss)
Timing resolution .....: 0.01 second
Timing of duration elements .....: Press for start/end

Keyboard Definition
Differentiate between upper and lower case : Yes
```

Abb. 7 Observer 3.0 → Einstellungen der allgemeinen Methoden.

Weiterhin wird die Beobachtungszeit eingestellt (im Hauptversuch 30:00 min), die ohne Unterbrechungen abläuft („...based on elapsed time“). Die zeitliche Auflösung beträgt 0,01 sec. Die Aufzeichnung einer Verhaltensweise wird durch Tastendruck gestartet. Das Betätigen einer anderen Taste beendet die Aufzeichnung einer Verhaltensweise und startet gleichzeitig die der nächsten („... press for start/end“).

2.7.2.2 Zusätzliche Variablen

Der OBSERVER bietet die Möglichkeit, zusätzliche Variablen mit in die einzelnen Dateien aufzunehmen. Ich habe für jede Datei folgende Informationen zusätzlich gespeichert:

- Bezeichnung des Tieres (Vorläufe) bzw. Nummer des Videobandes (Hauptläufe),
- Datum des Laufes (Nacht von – bis),
- Beginn des Laufes (Uhrzeit),
- Ende des Laufes (Uhrzeit).

Zusätzlich in den Vorläufen:

- Dateiname der zugehörigen Openfield-Datei,
- die Information, ob der Igel wach war, als er aus seinem Gehege genommen wurde.

Die Information über die Giftdosis wird in den Observer-Dateien wegen des Blindversuches nicht gespeichert.

2.7.2.3 Ablauf der Videoanalyse

Zur Auswertung der Videoaufnahmen wird die Aufnahme eines Laufes auf deren Anfang eingestellt. Der OBSERVER wird in den Modus „Event-Recording“ gebracht und gestartet. Nach Angabe der zusätzlichen Variablen ist das Programm in Bereitschaft. Auf den Videoaufnahmen ist die Uhrzeit des Laufes zu sehen. Der Lauf eines Igels beginnt mit dem Einsetzen in das Open-Field. Diese Uhrzeit wird im OBSERVER eingestellt. Das Videoband wird etwas vor den Beginn des Laufes gespult und gestartet. Erreicht die Videoaufnahme die Startzeit, beginnt die Aufzeichnung durch das Programm nach Tastendruck mit der ersten Verhaltensweise. Die Aufzeichnungen im OBSERVER können jederzeit unterbrochen werden. Dies ist nötig, wenn Verhaltensweisen falsch eingegeben werden, nebenbei Notizen gemacht werden müssen oder eine Verhaltensweise beim ersten Sichten nicht klar zu erkennen ist. Die Videoaufnahmen werden dann ebenfalls angehalten und zurück gespult. Nach der Aufzeichnung wird die Observer-Datei mit entsprechendem Namen abgespeichert (Suffix → .odf (**o**bserver-**d**ata-**f**ile)). Der Aufbau der Observer-Dateien ist in Anhang 0 beschrieben.

2.7.2.4 Änderungen durch Wandelprogramme

Die Originaldateien des OBSERVER-Programmes müssen ebenfalls geändert werden, um sie später mit den Dateien des Open-Fields verknüpfen zu können. Die Veränderungen umfassen folgende Punkte:

1. Umlaute, wie das „ü“ in „schü“, werden unter WINDOWS anders codiert als unter DOS („Ansi-Code“ (WINDOWS) bzw. „Ascii-Code“ (DOS)). Diese Buchstaben müssen nachträglich berichtigt werden
2. Verhaltensweisen, wie „Sitzen“, können in unterschiedlicher Art ausgeführt werden, z.B. „mit Aktivität“ oder „ohne Aktivität“. Diese Zusätze werden als „Modifier“ bezeichnet. In den Observerdateien sind Modifier-Verhaltensweisen mit längeren Kürzeln abgekürzt. Diese Kürzel werden auf die normale Länge von vier Buchstaben entsprechend den Abkürzungen in Tab. 1 verkürzt.
3. Die Event-Verhaltensweisen (Tab. 1) werden aus den Dateien entfernt. Eine getrennte Auswertung entfällt, da die Event-Verhaltensweisen zu selten auftreten.
4. Die Dauer [s] wird für jede Verhaltensweise angehängt.

Eine genaue Beschreibung der Änderungen findet sich in Anhang 0.

2.7.2.5 Manuelle Änderungen

In den Eingewöhnungsläufen werden Verhaltensweisen aufgezeichnet, die in den Hauptläufen nicht mehr auftreten oder anderen Kategorien zugeordnet werden (Kap. 2.5). Ein von mir geschriebenes Hilfsprogramm listet alle Verhaltensweisen auf. Anhand dieser Liste können die Verhaltensweisen in den Dateien entsprechend korrigiert werden.

2.7.3 Kombination der Daten

Die Aktivität der Tiere, nach Verhaltensweisen getrennt, wird am geeignetsten durch die Anzahl der Felderwechsel (Open-Field-Dateien) pro Zeit (Observer-Dateien) ausgedrückt. Dazu müssen die Daten aus den Open-Field-Dateien mit den Observerdaten verknüpft werden. Beide Informationen werden in einer neuen Datei zusammengefasst (Anhang 0). Es handelt sich dabei im Grunde um eine modifizierte Observer-Datei, in der an jede Verhaltensweise die Anzahl der Felderwechsel angehängt wird, die der Igel während des jeweiligen Verhaltens durchlaufen hat. Auch hierfür habe ich ein entsprechendes Wandelprogramm geschrieben.

2.7.4 Statistik

Ich richte mich in der Begriffswahl nach BORTZ (1999). Die gemessenen Verhaltensweisen werden als abhängige Variablen, die unabhängigen Variablen als Faktoren bezeichnet (Kap. 3.3.3.2). Verschiedene Ausprägungen eines Faktors, z.B. die unterschiedlichen Dosierungen des Pflanzenschutzmittels, bilden die Stufen eines Faktors.

Varianzanalytische Voraussetzung: Sowohl für die Diskriminanz- als auch für die Varianzanalyse müssen bestimmte Voraussetzungen erfüllt sein. Dazu zählen die Normalverteilung der abhängigen Variablen und deren Varianzhomogenität (GRAF & ORTSEIFEN 1995). Für die Verwendung von multivariaten Verfahren müssen die Daten zusätzlich der Annahme einer multivariaten Normalität genügen (FAN 1996, BORTZ 1999).

Durch geeignete Transformationen können die gemessenen Variablen und die daraus berechneten Variablen den geforderten Voraussetzungen angepasst werden. Über die Art der Transformationen s. Kap. 3.3.3.1.

Diskriminanzanalyse: Für die Beschreibung der Wirkung der Pflanzenschutzmittel werden nur Verhaltensweisen herangezogen, die von allen Igel und in allen Läufen gezeigt werden. Zu Beginn wird durch eine Diskriminanzanalyse geklärt, welche dieser Verhaltensweisen für die Trennung der einzelnen Dosierungen relevant sind. Hierzu werden die Diskriminanzfaktoren bestimmt, die die Daten effektiv trennen, und der Einfluss, den die einzelnen Variablen auf die Trennung der Gift Dosen besitzen (Ladungen).

Varianzanalyse: Als Versuchsdesign ergibt sich eine zweifaktorielle Varianzanalyse mit Messwiederholung auf einem der Faktoren

1. Die Dosis des verabreichten Pflanzenschutzmittels → 6-fach gestuft mit Messwiederholung.
2. Zugehörigkeit zu einer der beiden Gruppen, die sich in der Reihenfolge der Applikation unterscheiden → 2-fach gestuft ohne Messwiederholung.

Das entsprechende Versuchsdesign muss vollständig sein, d.h. alle Dosisgruppen müssen die gleiche Anzahl an Tieren enthalten. Tiere, die aus dem Versuch genommen werden, bleiben daher in der Auswertung vollständig unberücksichtigt.

Friedman-Test: Wird eine Verhaltensweise von einem oder mehreren Igel nicht gezeigt bzw. kommt nicht in allen Läufen vor, so wird sie einzeln mit dem nicht-parametrischen Friedman-Test auf Unterschiede zwischen den Dosisgruppen hin überprüft.

Die Testentscheidung wird, sofern nicht anders angegeben, auf dem 95 %-Niveau getroffen ($\alpha = 0,05$; beidseitig).

Probitanalyse: In der Toxikologie ist es üblich, durch eine Dosis-Wirkungs-Analyse (Probitanalyse) die Wirkstoffmenge zu errechnen, die zum Tod von durchschnittlich 50 % der Versuchstiere führt (letale Dosis 50 % $\hat{=}$ LD_{50}). Analog dazu können auch Verhaltensänderungen analysiert und ein entsprechender Kennwert bestimmt werden. Ich nenne diesen Wert „verhaltensändernde Dosis“, bei der 50 % der Versuchstiere einen bestimmten Grad der Veränderung im Verhalten zeigen: VD_{50} .

Hierzu werden dichotome Ereignisse betrachtet, im einfachsten Fall das Auftreten bzw. Wegfallen einer Verhaltensweise. Verhaltensweisen, die sich lediglich in ihrer Häufigkeit oder ihrer Intensität ändern, können leicht in dichotome Variablen überführt werden. So wird die Veränderung um einen bestimmten Wert, z.B. die Verminderung der Aktivität um 25 % entweder erfüllt oder nicht erfüllt. UNKELBACH & WOLF (1985) geben für die Bestimmung der effektiven Dosis 50 % (ED_{50}), die in diesem Ansatz der VD_{50} entspricht, für die Abhängigkeit der Erwartungswerte (p) von der Dosis und für die Vertrauensintervalle entsprechende Gleichungen für die Berechnung an.

Statistikprogramme: Der Friedman-Test wird mit dem Tabellenkalkulationsprogramm EXCEL, alle anderen Tests werden mit dem Programmpaket SAS berechnet. Die entsprechenden SAS-Programme werden in 0 beschrieben.

2.8 Schrittanalyse

Im Anschluss an die Messungen im Open-Field habe ich eine Schrittanalyse an den Tieren durchgeführt. Dabei wird untersucht, ob die Tiere, bedingt durch die Giftgabe, Änderungen in ihren Schrittfolgen zeigen.

2.8.1 Aufbau des Laufsteiges

Für die Schrittanalyse habe ich einen 1 m langen und 34 cm breiten Laufsteg gebaut (Abbildung 8). Der Laufsteg hat an den beiden Längsseiten und an einem Ende eine 20 cm hohe Begrenzung aus Holz, die mit selbst klebender Klarsichtfolie beklebt sind. Der Boden besteht aus einer Plexiglasplatte, die auf einem Holzrahmen montiert wurde. An der offenen Seite des Steges bestehen 20 cm des Bodens aus mit Folie beklebtem Holz. Insgesamt resultiert eine durchsichtige Bodenfläche von 80 cm x 30 cm. Auf die Plexiglasplatte sind rechtwinklig im Abstand von 10 cm Markierungskreuze aufgezeichnet. Diese Kreuze bilden das Referenzgitter für die spätere Auswertung (Abbildung 9). Der Laufsteg wird in einer Höhe von 0,75 m waagrecht aufgestellt. Dazu liegt er mit seinen Enden so auf zwei Tischen, dass die Unterseite frei zugänglich ist und eine Videokamera unter dem Laufsteg aufgebaut werden kann.

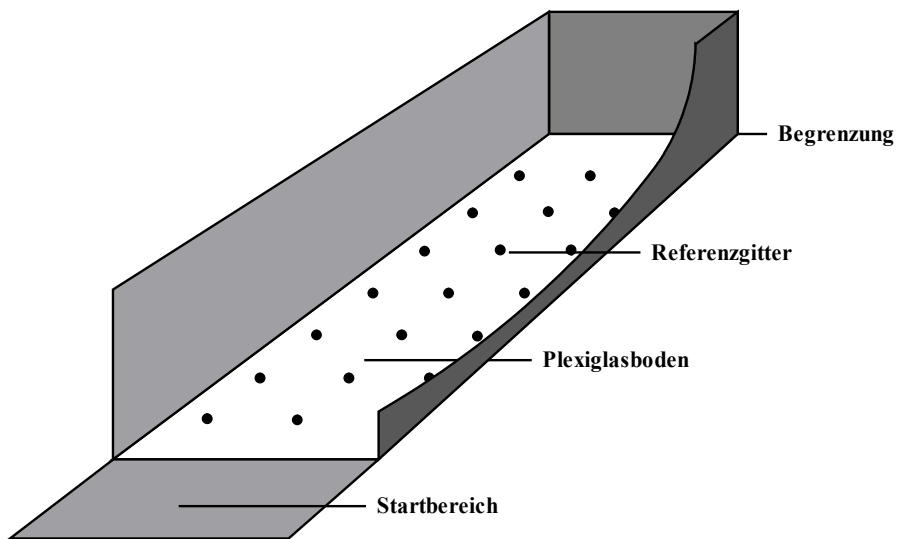


Abb. 8 Skizze des Laufsteiges mit durchsichtigem Plexiglasboden und eingezeichnetem Referenzgitter.

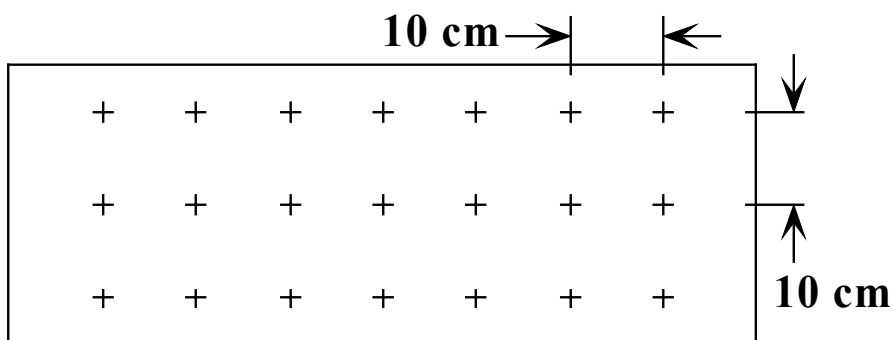





Abb. 9 Anordnung der Referenzpunkte auf dem Plexiglasboden des Laufsteiges mit Angabe der Abstände zueinander.

Unter dem Laufsteg befindet sich, senkrecht zur Lauffläche angebracht, eine Videokamera (FA. PANASONIC, Typ: WP 20, 6 mm). Die Kamera bildet mit ihrem Weitwinkelobjektiv die gesamte Länge des Laufsteiges ab. Während der Messung ist der angeschlossene Videorekorder ständig auf Aufnahme geschaltet. Die Läufe der Igel auf dem Laufsteg werden ohne Unterbrechung bei normaler Geschwindigkeit des Rekorders aufgezeichnet.

2.8.2 Begriffe

Zur Beschreibung der Schrittversuche benutze ich die in der Tabelle 2 aufgeführten Begriffe in der angegebenen Definition. Die Schritte und Schrittfolgen können sowohl mit dem rechten als auch mit dem linken Fuß beginnen. Die Definitionen beziehen sich auf die vorderen und die hinteren Extremitäten. Bei dem Begriff „Schrittsequenz“ handelt es sich um eine künstliche Definition, da hierzu mehrere Schrittfolgen zusammen gefasst werden. Die Schrittfolgen können auch aus verschiedenen Läufen kommen. Im Gegensatz zur „Schrittsequenz“ bestehen „Schrittfolgen“ immer aus wenigstens zwei Schritten, die von den Tieren direkt nacheinander gezeigt werden.

Tab. 2 Analysebezogene und allgemeine Definitionen der Begriffe, die für die Beschreibung der Schrittanalyse benötigt werden. (Igelspuren aus REEVE 1994, verändert).

Analysebezogene Definition	
Fußabdruck:	Jedes der Standbilder, die der Analyse zu Grunde liegen, entspricht einem Fußabdruck. 
Schritt:	Folge aus 3 Fußabdrücken, „rechts - links- rechts“ oder „links - rechts - links“. Die Fußabdrücke eines Schrittes spannen ein i.a.R. schiefwinkliges Schrittdreieck auf. 
Schrittfolge:	Zusammenhängende Abfolge mehrerer Schritte, d.h. die Tiere zeigen aufeinander folgende Schritte ohne Unterbrechung. 
Schrittsequenz:	Alle Schrittfolgen eines Tieres bei einer Dosis.
Allgemeine Definition	
Lauf:	Die Tiere durchlaufen den Laufsteg mit mehr oder weniger häufigen Unterbrechungen. Unabhängig von der späteren Auswertung bezeichne ich dieses zeitlich zusammenhängende Muster vom Einsetzen des Tieres in den Laufsteg bis zur Entnahme als „Lauf“. In aller Regel werden die Tiere für mehrere Läufe mehrfach hintereinander in den Laufsteg eingesetzt.

2.8.3 Ablauf der Messungen

Im Anschluss an die Messung im Open-Field wird der Igel im Dunkeln unverzüglich auf den Anfang der Lauffläche gesetzt und der Videorecorder gestartet. Der Laufsteg wird von der Seite mit einer Taschenlampe ausgeleuchtet. Das Tier soll selbstständig und ohne Zwang den Laufsteg durchlaufen. Gewertet werden nur solche Schrittfolgen, in denen ein Igel den Laufsteg freiwillig und ohne Zögern durchquert. Die Anzahl der Schritte pro Tier und Dosis ist nicht gleich. Jeder Igel sollte wenigstens eine vollständige Schrittfolge gezeigt haben, also zwei ohne Zögern durchlaufene Schritte. Bleibt ein Igel am Anfang der Lauffläche sitzen und zeigt keine Intention zum Laufen, wird der Versuch beendet und das Tier in sein Gehege zurückgebracht. Zwischen den einzelnen Läufen habe ich den Laufsteg ebenfalls mit Ethanol (70 Vol.%) gründlich gereinigt und vollständig trocknen lassen.

2.8.4 Bildverarbeitung

Die während der Läufe im Laufsteg aufgezeichneten Videosequenzen werden digitalisiert um sie mit dem Computer weiter verarbeiten zu können. Zu diesem Zweck ist eine Video-Digitalisierungskarte (Grabber-Karte) nötig. Bei der von mir benutzten Grabber-Karte handelt es sich um die *miroVideo DC1*-Karte der FA. MIRO. Über einen Scart-Anschluss wird ein normaler Videorecorder an die Grabber-Karte angeschlossen. Die Digitalisierung, das eigentliche Grabbern, erfolgt mit dem Programm *Premiere LE* (FA. ADOBE). Diese spezielle Software zum Digitalisieren und Bearbeiten von Videosequenzen mit dem Computer ist im Lieferumfang der Grabber-Karte enthalten. Jede Sequenz wird als digitalisierter Film im

MPEG-Format einzeln gespeichert. Von den digitalisierten Videosequenzen werden einzelne Standbilder erzeugt, auf denen die Fußabdrücke des Igels auf der Lauffläche zu sehen sind. *Premiere LE* exportiert einzelne Standbilder im JPEG-Format. Jedes Bild entspricht dabei einem Fußabdruck des Igels.

Die Video- und damit auch die Standbilder sind durch das Weitwinkelobjektiv der Videokamera tonnenförmig verzeichnet, d.h. nach außen gewölbt (Distorsion). Diese Verzeichnung muss vor dem Ausmessen der Schritte am Computer korrigiert (entzerrt) werden. In dem kommerziellen Bildbearbeitungsprogramm *Photoshop 4.0* (FA. ADOBE) ist standardmäßig eine entsprechende Funktion implementiert. Das Ergebnis der Entzerrung wird überprüft: Alle Referenzpunkte müssen am Bildschirm den gleichen Abstand zueinander haben, die Punkte einer Reihe liegen dabei auf einer Linie. Zusätzlich können nachträglich Helligkeit, Kontrast und Schärfe der Bilder verändert werden, um die Füße deutlich hervorzuheben.

2.8.5 Ausmessen der Schritte

Die eigentliche Schrittanalyse, d.h. das Ausmessen der Lage der einzelnen Fußabdrücke zueinander, geschieht wie bei einer herkömmlichen Schrittanalyse (GATTERMANN 1990) mit der Analyse der Schrittlänge, Schrittweite und des Schrittwinkels (Abbildung 11). Da die Werte jedoch am Bildschirm ermittelt werden, müssen die dabei resultierenden Maße zuvor in die realen Maße auf dem Laufsteg durch eine Koordinatentransformation umgerechnet werden.

2.8.5.1 Koordinatentransformation

Die bei der Bildverarbeitung entstandenen Bilder der einzelnen Fußabdrücke werden am Computerbildschirm ausgemessen. Ich habe dazu ein Programm geschrieben, in dem Bild für Bild die Fußabdrücke der Igel mit dem Mauszeiger markiert werden. Aus dieser Messmethode resultieren zwei Koordinatensysteme:

1. **Pixelssystem:** Die Pixel auf dem Computermonitor stellen ein virtuelles Koordinatensystem dar, dessen Werte in dem Programm dem Aufenthaltsort des Mauszeigers entsprechen.
2. **Metrisches System:** Die Fußabdrücke auf den Bildern müssen in ein metrisches Koordinatensystem umgerechnet werden, um die wahren Abstände zu berechnen. Benötigt werden die Koordinaten der Fußabdrücke im metrischen System in Millimeter [mm].

Voraussetzung für die Umrechnung des Pixelsystems in das metrische System ist die senkrechte Ausrichtung der Videokamera zum Laufsteg. Die beiden Ebenen der Systeme dürfen nicht gegeneinander gekippt sein, da sonst das Verhältnis der Maßstäbe beider Systeme nicht über den gesamten Bereich konstant wäre. Der Laufsteg kann jedoch im Bild gedreht sein. Durch die Transformation werden die Maße des Pixelsystems in die tatsächlichen Maße [mm] umgerechnet. Abbildung 10 zeigt das Prinzip.

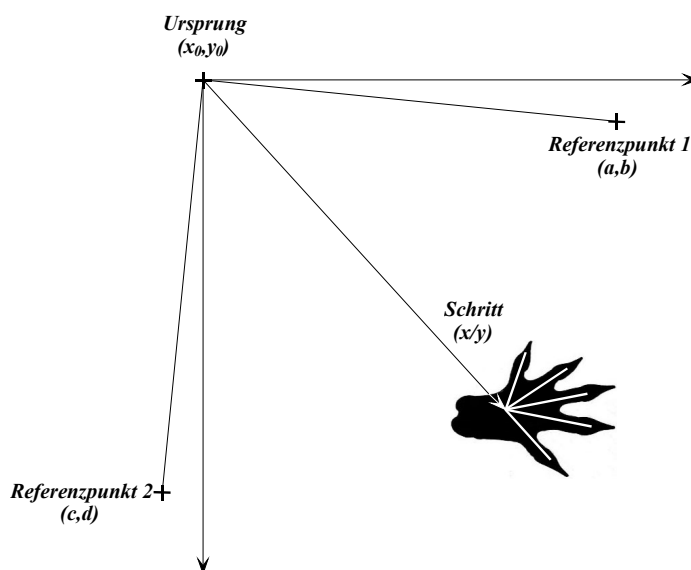


Abb. 10 Gedrehte Lage des metrischen Koordinatensystems (Laufsteg) zum Pixelsystem (Bildschirm). Das metrische System ist um einen bestimmten Wert gedreht, die Achsen aufgrund der verschiedenen Einheiten ([mm] bzw. [Pixel]) unterschiedlich skaliert. (Igelspur aus REEVE 1994, verändert).

Das Pixelsystem steht genau waagrecht (X-Richtung) bzw. genau senkrecht (Y-Richtung) zum Bildschirm. Das metrische System, durch das Messgitter angegeben, besitzt diese Eigenschaft nicht zwangsläufig. Messpunkt 1 hat demnach eine x- und eine y-Koordinate (a, b). Das gilt für Messpunkt 2 analog (c, d). Die tatsächlichen Abstände (metrische Koordinaten) dieser beiden Punkte vom Ursprung sind durch die Abstände auf dem Messgitter bekannt (f'_x bzw. f'_y) und können in [mm] angegeben werden. Ein Fußabdruck hat die virtuellen Pixelkoordinaten (x, y). Diese können mit den oben genannten Angaben in die metrischen Koordinaten (x', y') wie folgt umgerechnet werden:

x-Komponente [mm]:

$$x' = \frac{dx - cy}{ad - bc} \cdot f'_x \quad (2)$$

y-Komponente [mm]:

$$y' = \frac{ay - bx}{ad - bc} \cdot f'_y \quad (3)$$

2.8.5.2 Schrittberechnung

Die Schritte der Igel werden jeweils für eine Schrittfolge berechnet. Dabei werden die Schritte der Vorderpfoten und der Hinterpfoten getrennt ausgewertet. Das Programm liefert die metrischen Koordinaten aller Schritte auf einen gemeinsamen Ursprung bezogen, so dass die Werte der Schrittanalyse direkt berechnet werden können. In Abbildung 11 ist zusätzlich der im Auswertprogramm benutzte Mauscursor dargestellt (fünf Striche im Fußabdruck, die sich in einem Punkt berühren). Der Cursor kann gedreht werden und ist eine wichtige Einstellhilfe: Die fünf Strahlen werden so positioniert, dass sie gleichmäßig in alle fünf Zehen ausstrahlen. Der gemeinsame Schnittpunkt der Geraden stellt auch gleichzeitig den jeweiligen Messpunkt (x, y) dar. Dadurch kann auf den Fußabdrücken jeweils der gleiche Bezugspunkt angemessen werden.

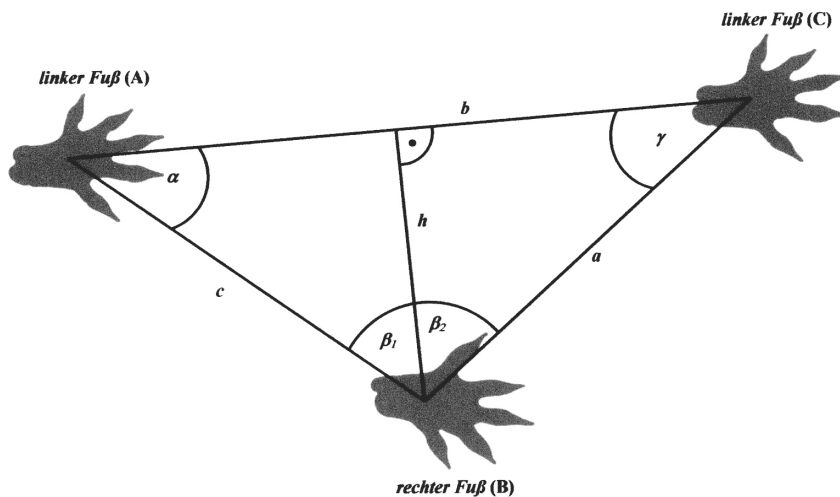


Abb. 11 Schritt „links - rechts - links“ mit aufgespanntem Dreieck. Die Ecken des Dreiecks entsprechen den Punkten A, B und C mit den jeweiligen Winkeln α, β und γ . Jeder Punkt besitzt eine metrische x- und y-Koordinate, die durch die Koordinatentransformation berechnet werden. (Igelspuren aus REEVE 1994, verändert).

Ein Schritt spannt ein schiefwinkliges Dreieck mit den Punkten A, B und C auf (Darstellung und Abkürzungen s. Abbildung 11). Für jeden Punkt werden, wie oben beschrieben, (x, y)-Koordinaten berechnet (Punkt $A \rightarrow (A_x, A_y)$, u.s.w.) Aus den Koordinaten der Punkte werden für die Schritte folgende Parameter berechnet:

1. **Schrittlänge (b):** Die Distanz zwischen zwei Fußabdrücken der selben Seite in einem Schritt. Die Schrittlänge errechnet sich aus

$$b = \sqrt{(C_x - A_x)^2 + (C_y - A_y)^2} \quad (4)$$

Die Längen der anderen Seiten (a und c) errechnen sich entsprechend.

2. **Schrittbreite (h):** Die Höhe des Dreiecks, das mit den drei Fußspuren eines Schrittes aufgespannt wird → *Schrittdreieck*. Die Höhe errechnet sich aus

$$h = c \cdot \sin \beta_1 \quad (5)$$

3. **Schrittswinkel (β):** Die Seiten a und c des Schrittdreiecks schließen den Schrittswinkel ein. Der Schrittswinkel errechnet sich nach dem Cosinussatz:

$$\beta = \arccos\left(\frac{b^2 - a^2 - c^2}{-2ac}\right) \quad (6)$$

4. **Winkeldifferenz ($\Delta\beta$):** Die Höhe (h) teilt den Winkel β in zwei Teilwinkel, β_1 (Vorwinkel) und β_2 (Folgewinkel). Die beiden Winkel errechnen sich nach:

Vorwinkel

$$\beta_1 = 90^\circ - \alpha ; \text{ mit } \alpha = \arccos\left(\frac{a^2 - b^2 - c^2}{-2bc}\right) \quad (7)$$

Folgewinkel

$$\beta_2 = \beta - \beta_1 \quad (8)$$

In einem symmetrischen Schritt sind beide Winkel annähernd gleich groß. Die Differenz der Winkel gibt an, ob das Gift eine Auswirkung auf diese Symmetrie besitzt. Schwanken (Taumeln), einseitige Lähmungserscheinungen bzw. Humpeln aber auch das Laufen von Kurven vergrößern die Winkeldifferenz in einem Schritt. Beginnt der Schritt mit einem rechten Fuß, so berechnet sich die Winkeldifferenz mit

$$\Delta\beta = \beta_2 - \beta_1, \quad (9)$$

beginnt der Schritt mit einem linken Fuß mit

$$\Delta\beta = \beta_1 - \beta_2. \quad (10)$$

Das dabei resultierende Vorzeichen zeigt an, ob das Tier die einzelnen Seiten unterschiedlich bewegt. Sind die Winkeldifferenzen überwiegend negativ ($\Delta\beta < 0$), dann deutet das auf ein Beeinträchtigung des linken Beines bzw. ein Schwanken zur rechten Seite hin. Bei überwiegend positiven Winkeldifferenzen ($\Delta\beta > 0$) ist die Einordnung entsprechend umgekehrt.

2.8.6 Statistik

Die Herleitung der Gleichungen 1 und 2 und die Berechnung der Genauigkeit der Messmethode sind ausführlich in Anhang C dargestellt.

Die Schrittlänge, die Schrittweite und die absolute Winkeldifferenz ($|\Delta\beta|$) werden nach Vorder- und Hinterextremitäten getrennt jeweils einzeln mit dem nicht-parametrischen Friedman-Test ausgewertet. Hierzu werden von jedem Tier nach Dosierungen getrennt alle Werte gemittelt, so dass für jedes Tier bei jeder Dosierung ein Wert in die Berechnung eingeht. Die Testentscheidung wird, sofern nicht anders angegeben, auf dem 95 %-Niveau getroffen ($\alpha = 0,05$; beidseitig).

2.9 Fütterungsversuche

Im Anschluss an die Untersuchungen im Open-Field (Oktober 1995) werden mit vier weiteren Igel Fütterungstests durchgeführt. Die Igel sind jeweils alleine in Gehegen in einem geheizten Innenraum in der BBA untergebracht. Die Raumtemperatur ist auf 18 °C geregelt, so dass die Igel trotz der späten Jahreszeit nicht in den Winterschlaf übergehen. Die Gehege haben die Abmessungen 1,5 m x 1 m und sind mit einer 30 cm hohen Holzumrandung umgeben. Auf dem gefliesten Boden ist eine 1 cm dicke Schicht aus feinkörnigem Sand ausgestreut. Die Schlafkästen sind die gleichen wie die in den Außengehegen. Außerhalb der Fütterungsversuche werden die Tiere so gepflegt wie die Igel in den Außengehegen. In den Versuchsnächten bekommen die Tiere außer den Schnecken (s.u.) kein Futter.

Jedem der Igel werden an vier Abenden jeweils 20 tote Ackerschnecken (*Deroceras spec.*) angeboten. Zwischen den einzelnen Versuchen liegen jeweils 7 Tage. Die Ackerschnecken werden im Institut im Rahmen eines GLP-Versuches gezüchtet und in flüssigem Stickstoff – nicht durch Metaldehyd (!) – abgetötet (GEMMEKE 1995). Die Schnecken liegen auf einem mit dem oben genannten Sand bestreuten Tablett von der Größe 45 cm x 30 cm. Neben jede Schnecke wird ein Schneckenkorn gelegt. Die Abstände der Körner zu den Schnecken betragen am ersten Versuchsabend 2 cm, am zweiten Versuchsabend 1 cm, am dritten 0,5 cm und am letzten 0 cm.

Am jeweils folgenden Morgen werden die nicht gefressenen Schnecken und Schneckenkörner gezählt. Um ein Verschleppen von Schnecken oder Schneckenkörnern auszuschließen, wird der Sand des Geheges gesiebt und das Stroh in den Kästen durchsucht. Gezählt werden die gefressenen Schnecken und die gefressenen Schneckenkörner.

3 Ergebnisse

3.1 Verhaltensweisen

Während der Eingewöhnungs- und der Hauptläufe im Hauptversuch werden 14 Verhaltensweisen in 4 Kategorien unterschieden und aufgezeichnet. Nicht alle Verhaltensweisen werden von allen Igel gezeigt und kommen auch nicht in allen Läufen eines Igels vor.

3.1.1 Auftreten der Verhaltensweisen

Abbildung 12 und Abbildung 13 zeigen die während der Läufe tatsächlich registrierten Verhaltensweisen in den einzelnen Abschnitten des Versuches. Die „grau“ gekennzeichneten Felder geben für einen Igel in einem Lauf an, dass die entsprechende Verhaltensweise wenigstens ein Mal gezeigt wurde.

Die einzigen Verhaltensweisen, die von allen Igel gezeigt werden und in allen Läufen vorkommen, sind **„Sitzen, mit Aktivität“** und **„Laufen, mit Exploration“**. Die anderen Verhaltensweisen werden entweder von einem Individuum nicht in allen Läufen gezeigt oder fehlen bei einigen Tieren vollständig. Diese Muster werden folgendermaßen berücksichtigt:

Einige der Verhaltensweisen werden zu einer neuen Kategorie zusammen gefasst:

- **„Laufen, ohne Exploration“**, **„Stop and Go“** und **„Laufen, mit Exploration“** als **„Laufen“**
- **„Kratzen“**, **„Schütteln“**, **„Knabbern“** und **„Strecken“** als **„Komfort“** und
- **„Stehen an der Seite“** und **„Stehen in der Ecke“** als **„Recken“**.

Fehlt eine Verhaltensweise in einem oder in mehreren Läufen, wird aber von jedem Igel wenigstens in einem Lauf gezeigt, so wird sie in ihrer Dauer einzeln mit dem Friedman-Test ausgewertet. Dies betrifft **„Sitzen, ohne Aktivität“** und die zusammen gefassten Verhaltensweisen **„Recken“** und **„Komfort“**.

Für die restlichen Verhaltensweisen wird lediglich das Auftreten dokumentiert. Hierzu gehören **„Urinieren“**, **„Defäkation“** und **„Selbstbespeicheln“**

Hauptversuch – Eingewöhnungsläufe

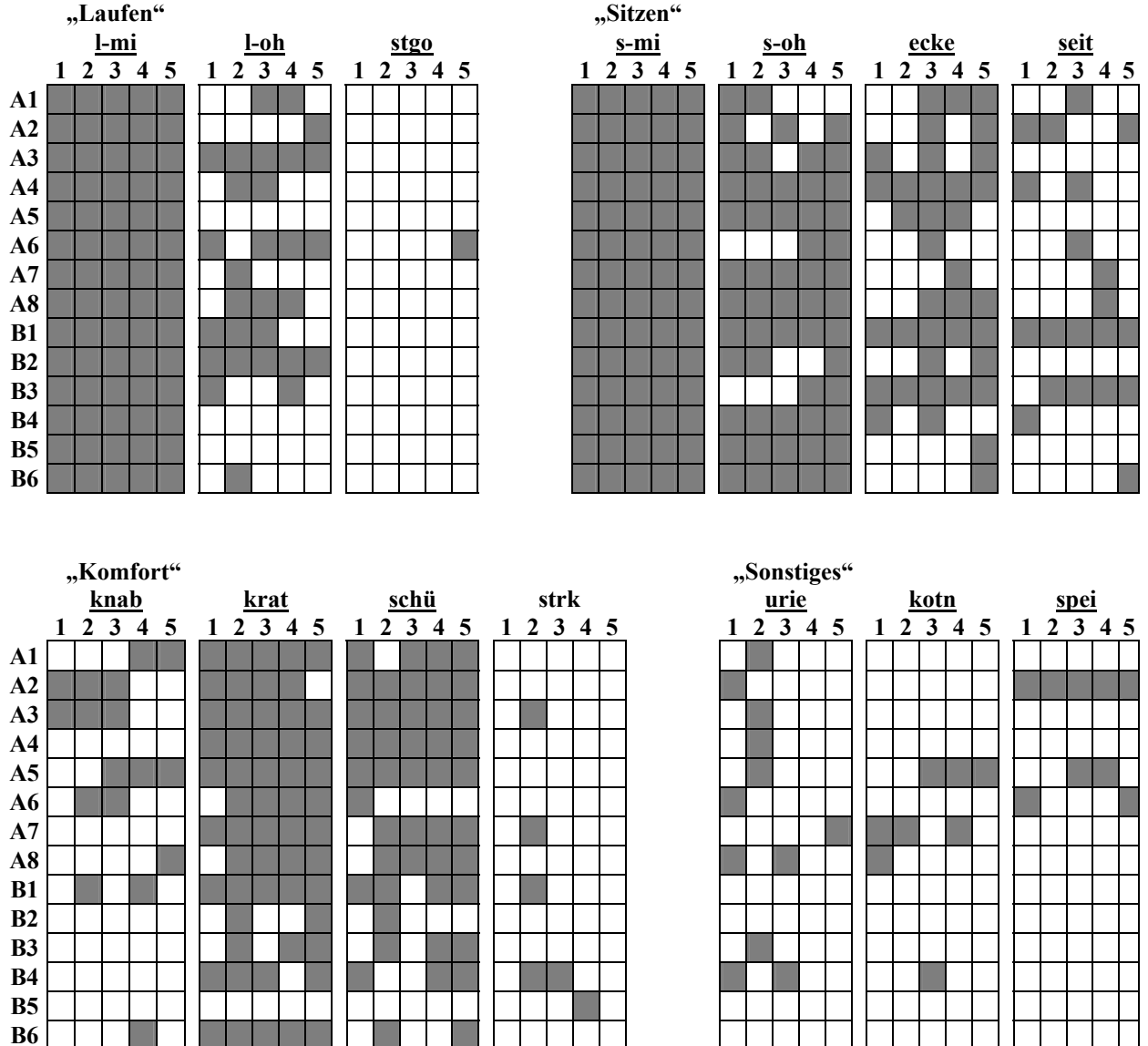


Abb. 12 Auftreten der Verhaltensweisen in den Eingewöhnungsläufen 1 – 5 (Spaltenüberschriften). Die grauen Felder zeigen an, dass der entsprechende Igel diese Verhaltensweise gezeigt hat (Zu den Abkürzungen der Verhaltensweisen s. Tabelle 1).

Hauptversuch – Hauptläufe

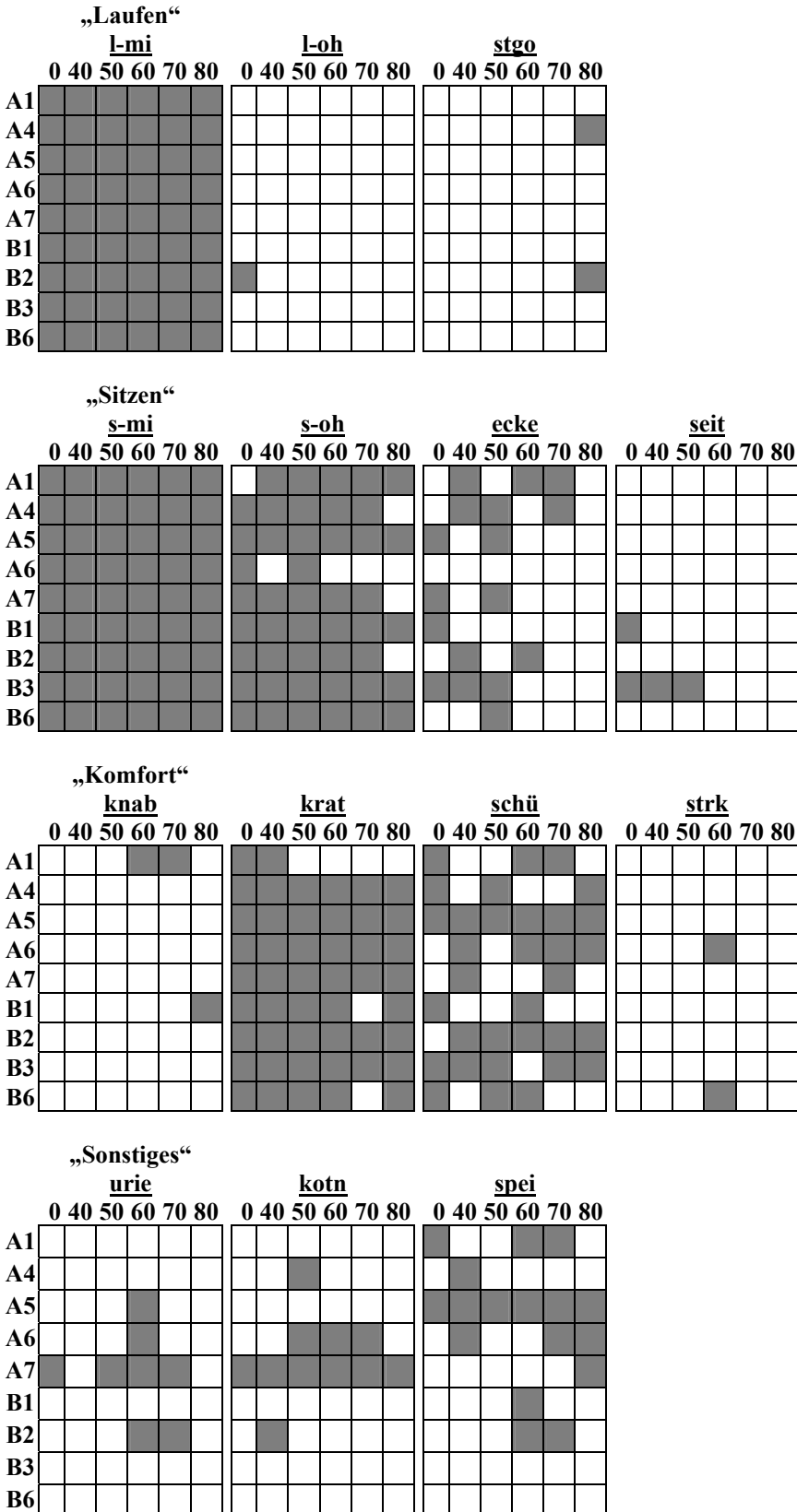


Abb. 13 Auftreten der Verhaltensweisen in den Hauptläufen. Die Spaltenüberschriften geben die jeweilige Dosis [mg kg⁻¹] an, die in dem jeweiligen Lauf verabreicht wurde. Die grauen Felder zeigen an, dass der entsprechende Igel diese Verhaltensweise gezeigt hat (Zu den Abkürzungen der Verhaltensweisen s. Tabelle 1).

3.1.2 Variablen

Aus den gemessenen Verhaltensweisen werden drei Variablen (Mittelwerte) berechnet, die zur Auswertung herangezogen werden. Diese drei Variablen sind wie folgt definiert:

- **Ambulation (*Amb*):** Gesamtzahl der Felderwechsel, die die Tiere – während sie eine bestimmte Verhaltensweise zeigen – verursachen. Die statistischen Größen Mittelwert und Standardabweichung werden für jede Dosierung getrennt aus den Gesamtambulationen – Ambulation pro Lauf – der Individuen berechnet.
- **Dauer (*t*):** Die Zeit pro Lauf, in der die Tiere die jeweiligen Verhaltensweisen gezeigt haben. Die statistischen Werte werden analog zu denen der Ambulation berechnet.
- **Aktivität (*v*):** Der Quotient aus der Ambulation und der Dauer. Die statistischen Werte werden analog zu denen der Ambulation berechnet. Die Aktivität entspricht der Geschwindigkeit, mit der die Tiere sich beim Laufen bzw. Sitzen bewegen.

Die einzelnen Variablen bekommen die Indices „L“ für „Laufen“ und „S-mi“ für „Sitzen mit Aktivität“.

Für die nicht in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen (Kap. und Kap. 3.3.2) wird zur Darstellung und, soweit möglich, auch für die statistischen Berechnungen nur die Dauer (*t*) herangezogen. Den Auswertungen der Verhaltensweisen, die in allen Läufen gezeigt wurden (Kap. 3.3.3) und der Berechnung der Variationskoeffizienten (Kap. 3.1.3) liegen alle drei Variablen zugrunde.

In den Vorversuchen werden die verwendeten Dosen jeweils nur einem Tier verabreicht. Aus diesem Grund können keine Mittelwerte berechnet werden. Zur Beurteilung werden die Variablen „Ambulation“ und „Dauer“ in absoluter Form heran gezogen (Kap. 3.2).

3.1.3 Variation im Verhalten

Neben der ohnehin hohen Varianz innerhalb der untersuchten Verhaltensweisen zeigen die Igel individuelle Abweichungen im Verhalten, wodurch die Variation im Verhalten zusätzlich erhöht wird. Üblicherweise wird die Standardabweichung als Streuungsmaß angegeben, die zur besseren Vergleichbarkeit am Mittelwert der Stichprobe adjustiert wird. Das entsprechende Maß ist der Variationskoeffizient c_V und wird in [%] angegeben:

$$c_V = \frac{\bar{x}}{s} \cdot 100\% \quad (11)$$

\bar{x} $\hat{=}$ Mittelwert der Stichprobe

s $\hat{=}$ Standardabweichung

Tabelle 3 und Tabelle 4 zeigen die Variationskoeffizienten der in Kap. 3.3.3 besprochenen Verhaltensweisen „Laufen“ und „Sitzen“, jeweils für die Ambulation, die Dauer und die Aktivität in den Eingewöhnungs- und Hauptläufen.

Die Variationskoeffizienten der Variable „Ambulation - Laufen“ zeigen in den Eingewöhnungsläufen ein hohes Niveau und große Unterschiede zueinander. Erst in den Hauptläufen bei Gabe des Mittels sinken die Variationskoeffizienten auf Werte, die mit den anderen Variablen annähernd vergleichbar sind. Eine hohe Varianz bedeutet, dass die Tiere v.a. unterschiedlich weit laufen. In den Variablen „Laufdauer“ und „Laufgeschwindigkeit“ finden sich, wie an den niedrigen Variationskoeffizienten zu erkennen ist, geringere individuelle Unterschiede.

In der Verhaltensweise „Sitzen“ sind die Variationskoeffizienten für die Aktivität größer als die für die Ambulation (Eingewöhnungsläufe) oder wenigstens gleich groß (Hauptläufe). Zusammen mit den niedrigen Variationskoeffizienten für die Dauer des Sitzens wird daraus deutlich, dass die Igel annähernd gleich häufig am Ort bleiben, sich jedoch unterschiedlich stark am Ort bewegen.

Tab. 3 Variationskoeffizienten für die Verhaltensweisen „Laufen“ und „Sitzen“ in den Eingewöhnungsläufen des Hauptversuches. *Amb*: Ambulation, *t*: Dauer, *v*: Aktivität. Erklärungen s. Text.

<u>Eingewöhnungsläufe</u>					
„Laufen“ (l-mi, l-oh, stgo)					
Lauf-Nr.:	1	2	3	4	5
<i>Amb</i> :	83.5%	67.5%	130.0%	163.7%	160.6%
<i>t</i> :	45.3%	42.1%	52.0%	65.8%	65.8%
<i>v</i> :	60.4%	42.8%	66.0%	76.1%	69.9%
„Sitzen“ (s-mi)					
Lauf-Nr.:	1	2	3	4	5
<i>Amb</i> :	43.5%	52.1%	54.2%	56.8%	45.5%
<i>t</i> :	41.5%	31.5%	35.6%	26.8%	31.6%
<i>v</i> :	86.1%	51.0%	69.4%	72.0%	83.8%

Tab. 4 Variationskoeffizienten für die Verhaltensweisen „Laufen“ und „Sitzen“ in den Hauptläufen des Hauptversuches. *Amb*: Ambulation, *t*: Dauer, *v*: Aktivität. Erklärungen s. Text.

<u>Hauptläufe</u>						
„Laufen“ (l-mi, l-oh, stgo)						
Dosis [mg kg ⁻¹]:	0	40	50	60	70	80
<i>Amb</i> :	159.5%	91.2%	66.6%	83.6%	87.7%	99.9%
<i>t</i> :	47.3%	60.4%	51.5%	60.1%	69.2%	69.8%
<i>v</i> :	65.3%	41.0%	30.4%	35.7%	41.2%	28.5%
„Sitzen“ (s-mi)						
Dosis [mg kg ⁻¹]:	0	40	50	60	70	80
<i>Amb</i> :	60.9%	60.9%	52.6%	72.4%	72.1%	66.5%
<i>t</i> :	35.0%	35.4%	17.6%	36.7%	31.9%	19.8%
<i>v</i> :	61.3%	58.2%	51.9%	57.9%	65.1%	74.9%

3.2 Vorversuche Open-Field

Keines der vier in Gefangenschaft geborenen Tiere bekommt im 1. Jahr der Untersuchung das Pflanzenschutzmittel verabreicht. Mit ihnen wird lediglich die Funktion des Open-Fields getestet.

Mit den Vorversuchen im 2. Jahr soll ermittelt werden, ab welcher Dosierung Veränderungen auf das Verhalten durch das Metaldehyd sichtbar werden. Die Vorversuche werden an sechs, im Jahr 1994 neu gefangenen Tieren durchgeführt (V1 - V6). Der Igel V2 hat sowohl eine Dosis von 10 mg kg⁻¹ (V2 (10)) als auch von 40 mg kg⁻¹ (V2 (40)) bekommen. Zwischen den beiden Applikationen liegt ein Zeitraum von 6 Wochen.

Als Beurteilungskriterien dienen die Variablen „Ambulation“, „Sitzen, mit Aktivität“, „Sitzen, ohne Aktivität“ und „Laufen“. Die Dateien der Vorversuche werden weder automatisch noch manuell korrigiert, da die Wandelprogramme erst im Anschluss an die Auswertung des Hauptversuches zur Verfügung stehen. Der Beurteilung liegen daher die Originalwerte zu Grunde.

Der Igel V2 zeigt bei der Dosis von 10 mg kg⁻¹ in den drei Eingewöhnungsläufen ein relativ gleichmäßiges Verhalten. Im direkten Vergleichslauf, eine Nacht vor der eigentlichen Testnacht, resultiert jedoch eine deutliche Abweichung. Meines Erachtens geben die Werte aus den Eingewöhnungsläufen ein klareres Bild zur Beurteilung dieser Dosisstufe als die Werte des direkten Vorlaufs. Daher werden die drei Eingewöhnungsläufe als Vergleich herangezogen (Abbildung 14 – Abbildung 17, graue Balken). Die

Werte aus dem direkten Vergleichslauf von Igel V2 sind ebenfalls dargestellt (Abbildung 14 – Abbildung, weiße Balken), werden aber als untypische Werte nicht in den Vergleich mit einbezogen.

Ambulation: Alle Tiere zeigen während des Testlaufes eine verringerte Ambulation gegenüber dem direkten Vergleichslauf (Abbildung 14). Der Rückgang der Ambulation von Igel V4 (Dosis: 40 mg kg⁻¹) unterscheidet sich nicht von denen der drei Igel mit den geringeren Dosen (V1, V2 (10) und V3). Die Igel V5 und V2 (40) verringern ihre Laufleistung jedoch auf unter 10 % von der des Vergleichslaufs. Igel V6 zeigt eine verringerte Ambulation (x 0,47), liegt aber trotz der höheren Dosis nur geringfügig unter den Werten der ersten vier Igel.

Sitzen, mit Aktivität: Der Zeitanteil, den die Igel im Open-Field mit aktivem Sitzen verbringen, vergrößert sich im Testlauf nur geringfügig gegenüber den direkten Vergleichsläufen. Der Anteil dieser Verhaltensweise in den Testläufen der Igel V2 (10), V3, V4 und V6 liegt maximal um den Faktor 1,2 höher als in den direkten Vergleichsläufen. Die Igel V1, V5 und V2 (40) zeigen die größten Veränderungen. Während bei zwei dieser Igel (V1 und V2 (40)) die Dauer des aktiven Sitzens ebenfalls zunimmt, verringert der Igel V5 den Anteil an dieser Verhaltensweise. Trotz gleicher Giftdosis zeigen die Tiere also gegenläufige Verhaltensänderungen.

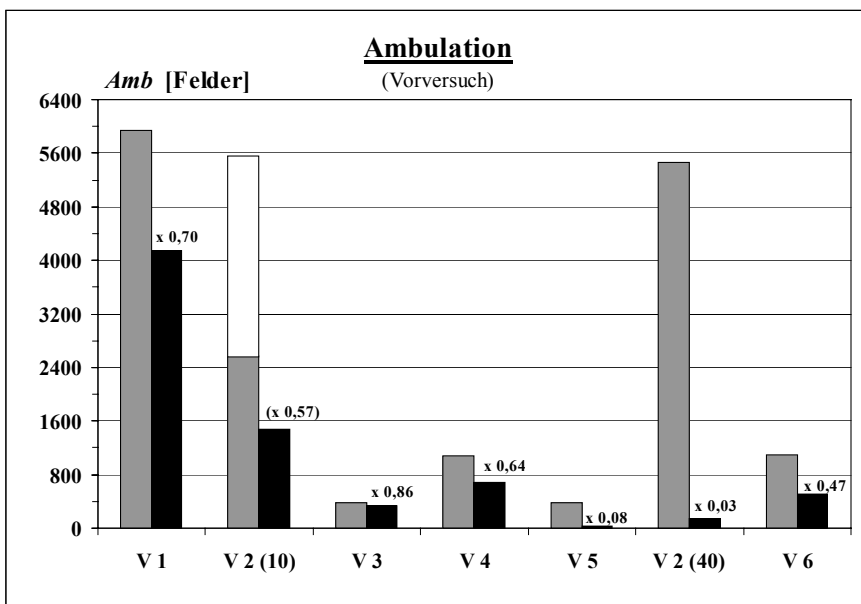


Abb. 14 Gesamtambulation in den Vorversuchen. Die Laufzeit beträgt 30 min. Die Werte an den Balken geben die Ambulation im Verhältnis zum Testlauf an.

2 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.

2 : Testlauf mit Metaldehyd.

Igel V2 (10) 6 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.

2 : Mittelwert der drei Eingewöhnungsläufe ohne Metaldehyd.

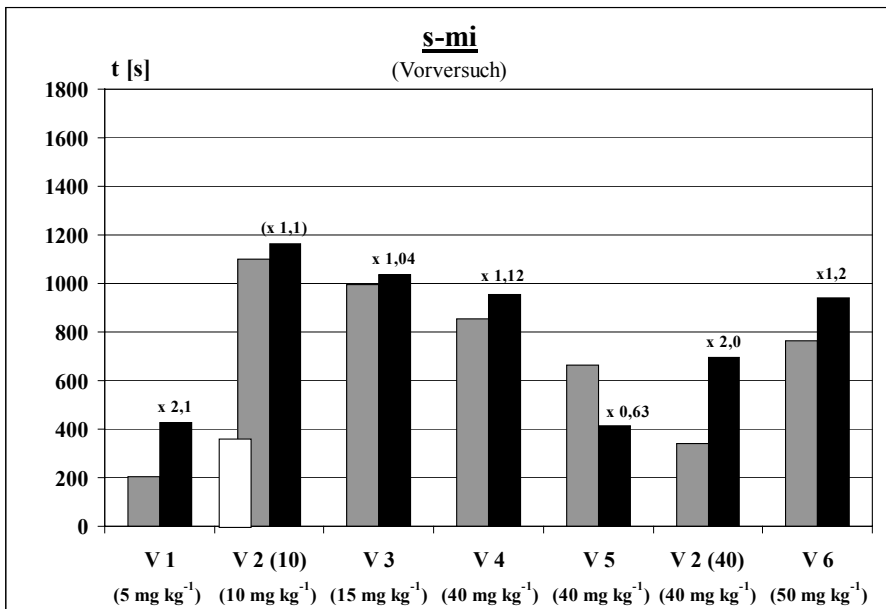


Abb. 15 Dauer [s] der Verhaltensweise „sitzen - mit Aktivität“ in den Vorversuchen. Die Laufzeit beträgt jeweils 30 min. Die Werte an den Balken geben die Dauer im Verhältnis zum Testlauf an.
 2 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.
 2 : Testlauf mit Metaldehyd.
 Igel V2 (10) 6 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.
 2 : Mittelwert der drei Eingewöhnungsläufe ohne Metaldehyd.

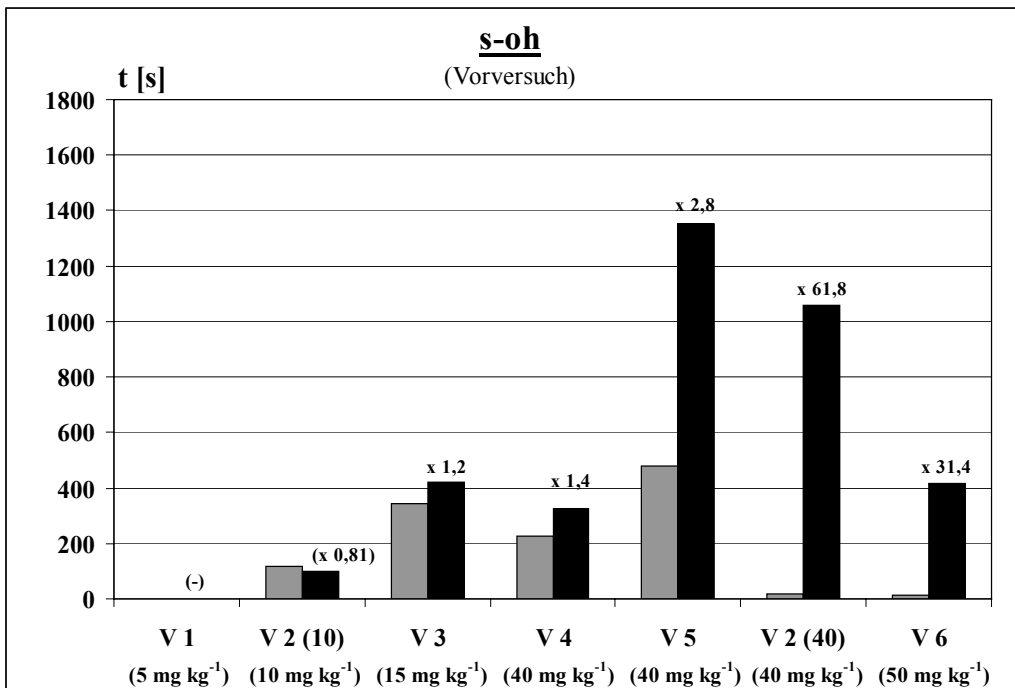


Abb. 16 Dauer [s] der Verhaltensweise „sitzen - ohne Aktivität“ in den Vorversuchen. Die Laufzeit beträgt jeweils 30 min. Die Werte an den Balken geben die Dauer im Verhältnis zum Testlauf an.
 2 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.
 2 : Testlauf mit Metaldehyd.
 Igel V2 (10) 6 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd (hier: t = 0s).
 2 : Mittelwert der drei Eingewöhnungsläufe ohne Metaldehyd.

Sitzen, ohne Aktivität: Die größten Veränderungen zeigen sich in der Zeit, mit der die Tiere ohne Bewegungen am Ort bleiben (Abbildung 16). Der Igel V1 zeigt die Verhaltensweise weder im direkten Vergleichslauf noch im Testlauf. Die Igel V2 (10), V3 und V4 zeigen nur geringfügige Änderungen gegenüber den jeweiligen Vergleichsläufen. Bei den letzten drei Igeln ist jedoch eine starke Zunahme der Zeitanteile zu erkennen, in denen die Tiere ohne erkennbare Aktivität am Ort bleiben. Igel V5 zeigt dabei mit einer Dauer von 1353 sec – das entspricht mehr als $\frac{2}{3}$ der Zeit im Open-Field – den größten Zeitanteil. Die Igel V2 (40) und V6 blieben in ihren Vorläufen ohne Aktivität nur kurz am Ort, steigerten den Anteil dieser Verhaltensweise in ihren Testläufen auf das 31- (V6) bis 62-fache (V2 (40)).

Laufen: Zu der Verhaltensweise „Laufen“ habe ich in den Vorversuchen mehrere Verhaltensweisen zusammen gefasst. Hierzu gehören:

- Wendelaufen mit Stop and Go,
- Wendelaufen,
- Stop and Go,
- Laufen, mit Exploration und
- Laufen, ohne Exploration.

Die ersten beiden Verhaltensweisen (wstg und wlau) werden in den Vorversuchen noch getrennt, im Hauptversuch jedoch schon als „Laufen, mit Exploration“ aufgezeichnet (Kap. 2.5).

Abbildung 17 zeigt, dass die Veränderungen der zeitlichen Anteile des Laufens zwischen Vergleichsläufen und Testläufen den Veränderungen in der Ambulation entsprechen (Abbildung 14). Diese Ähnlichkeit in den Reaktionen der Tiere ist zu erwarten, wenn die Dauer des Laufens mit der jeweiligen Laufstrecke korreliert, d.h. die Tiere mit annähernd konstanter Geschwindigkeit laufen. Die Igel V5 und V2 (40) zeigen auch hier die stärkste Reaktion auf das Mittel und verringern ihre Laufdauer auf 2 % (x 0,02) vom Vergleichslauf (V2 (40)) bzw. laufen gar nicht mehr (V5).

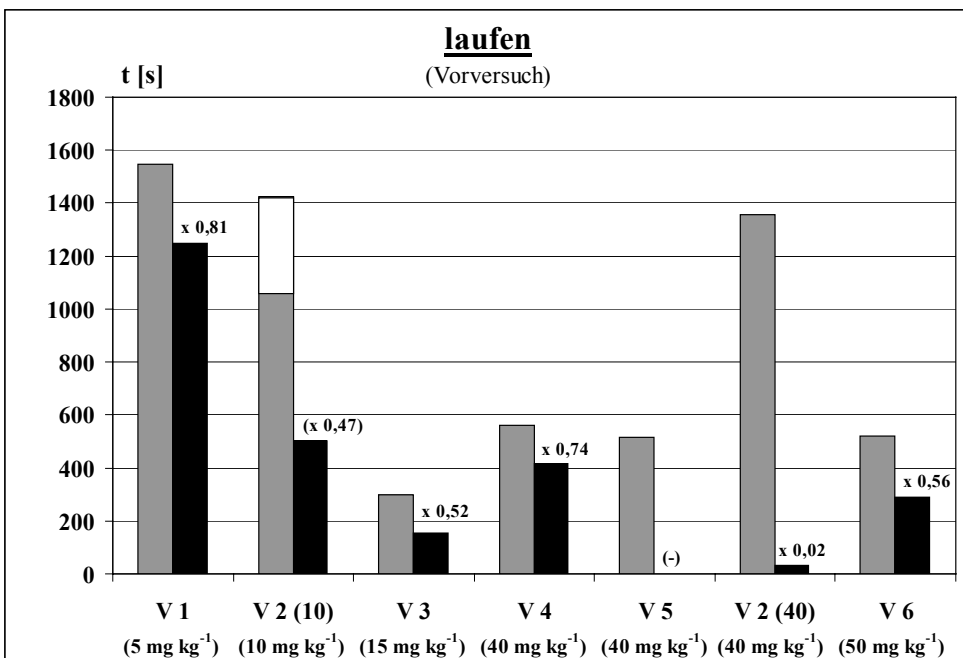


Abb. 17 Dauer [s] der Verhaltensweise „laufen“ in den Vorversuchen (zu den Verhaltensweisen, die hierfür zusammengefasst wurden s. Text). Die Laufzeit beträgt jeweils 30 min. Die Werte an den Balken geben die Dauer im Verhältnis zum Testlauf an.

2 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.

2 : Testlauf mit Metaldehyd.

Igel V2 (10) 6 : Vergleichslauf ohne Metaldehyd.

2 : Mittelwert der drei Eingewöhnungsläufe ohne Metaldehyd.

3.3 Hauptversuche Open-Field

Die von den Tieren gezeigten Verhaltensweisen treten unterschiedlich häufig auf. Es werden drei Kategorien unterschieden:

1. Häufige, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen: Diese Verhaltensweisen werden entweder nicht von allen Tieren oder nicht in allen Läufen gezeigt. Sie treten jedoch insgesamt so häufig auf, dass eine getrennte Auswertung sinnvoll ist.
2. Seltene, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen: Diese Verhaltensweisen sind so selten, dass eine statistische Auswertung nicht möglich ist. Die Verhaltensweisen dieser Kategorie werden lediglich aufgezeichnet und dargestellt.
3. In allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen: Die Verhaltensweisen dieser Kategorie werden von jedem Igel in jedem Lauf gezeigt. Die Verhaltensweisen werden mit varianzanalytischen Mitteln ausgewertet.

3.3.1 Häufige, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen

Zu den häufigen, nicht in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen gehören:

- „Sitzen, ohne Aktivität“ („s-oh“),
- „Recken“ und
- „Komfort“.

Die Gesamtzeiten der Verhaltensweisen – von allen Igeln nach Dosen getrennt gemittelt – lassen sich nicht durch Transformationen an eine Normalverteilung anpassen. Sie werden daher mit dem nicht-parametrischen Friedman-Test ausgewertet. Die Igel zeigen alle so untersuchten Verhaltensweisen ohne Lokomotion. Felderwechsel treten daher nicht oder nur in geringem Maße auf. Aus diesem Grund beschränkt sich die Auswertung nur auf die Zeiten, in denen die Tiere die Verhaltensweisen zeigen.

In den Abbildungen sind im oberen Teil die jeweiligen Verhaltensweisen als Box-Plots alleine aufgetragen (Abbildung 18). Die Box-Plots zeigen, sofern nicht anders angegeben, nach Dosierungen [mg kg^{-1}] getrennt die Verteilung der Gesamtzeiten, die die Igel mit den entsprechenden Verhaltensweisen verbringen. Im Balkendiagramm ist der Anteil der Verhaltensweisen im Verhältnis zur Gesamtlaufzeit von 1800 sec zu sehen.

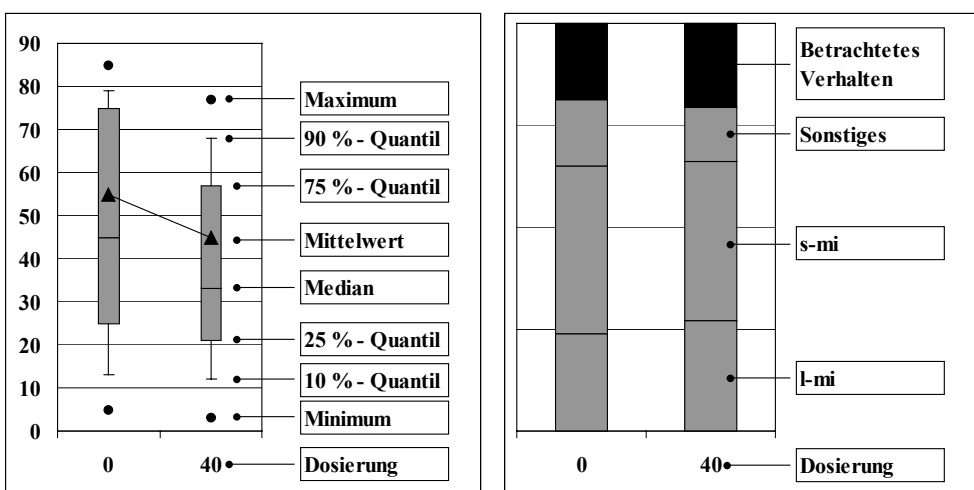


Abb. 18 Bedeutung der Abbildungssymbole. Dargestellte Größe ist (wenn nicht anders angegeben) die Dauer der jeweiligen Variable [s] in Abhängigkeit der Dosis [mg kg^{-1}]. Erklärung s. Text.

Als Vergleich sind die zeitlichen Anteile von „Laufen, mit Exploration“ („l-mi“), „Sitzen, mit Aktivität“ („s-mi“) und „Sonstiges“ angegeben. In der Kategorie „Sonstiges“ habe ich jeweils die Zeiten der noch fehlenden Verhaltensweisen zusammengefasst. Die Anzahl der Versuchstiere ist für jede Stichprobe $n = 9$.

3.3.1.1 „Sitzen, ohne Aktivität“

Alle Tiere zeigen Phasen, in denen sie ohne Aktivität am Ort sitzen („Sitzen, ohne Aktivität“). Bei fünf Igel (A1, A4, A6, A7 und B2) finden sich jedoch Läufe, in denen diese Phasen völlig fehlen ($t = 0$ s). Ein Individuum (A6) hat vier der sechs Läufe ohne diese Verhaltensweise absolviert. Die Verteilung der Zeiten, die die Tiere für dieses Verhalten aufwenden, ist in Abbildung 19 nach Dosierungen getrennt dargestellt.

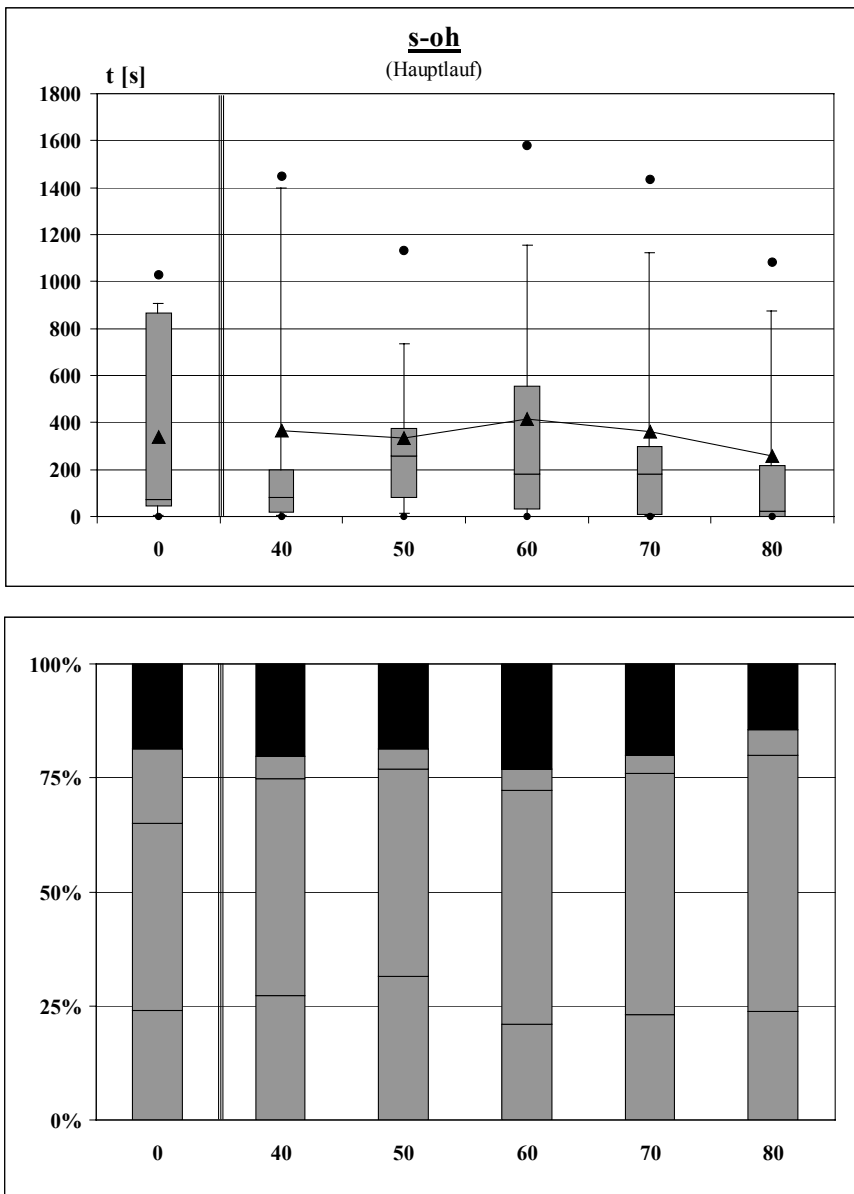


Abb. 19 Oben: Verteilung der Zeiten [s] für die Verhaltensweise „Sitzen – ohne Aktivität“, nach Dosierungen [mg kg⁻¹] getrennt.
Unten: Anteil der Verhaltensweise „Sitzen – ohne Aktivität“ an der Gesamtzeit der Läufe. Die Anteile stellen Mittelwerte dar ($n = 9$, je Dosis).

„s-oh“ hat mit durchschnittlich 19,2 % einen relativ hohen Anteil an der Gesamtzeit. Die Zeiten schwanken jedoch innerhalb der Individuen sehr stark; z.B. bei der Dosis 0 mg kg⁻¹ zeigt ein Igel (A1) dieses Verhalten überhaupt nicht, während ein weiteres Tier (B6) 1028 sec, also weit mehr als die Hälfte der Gesamtzeit damit zubringt. Zudem sind auch die Schiefe und die Kurtosis der Verteilungen starken Schwankungen unterworfen. Abbildung 20 zeigt den Verlauf der Einzelwerte für jeden Igel bei jeder Dosis. Es ist keinerlei Trend erkennbar, d.h. bei keiner der Dosierungen findet sich eine einheitliche Reaktion der Tiere. Unterschiede zwischen den einzelnen Dosierungen sind daher zufällig ($\chi^2 = 6,4; n = 9; k = 6; p = 0,2695$).

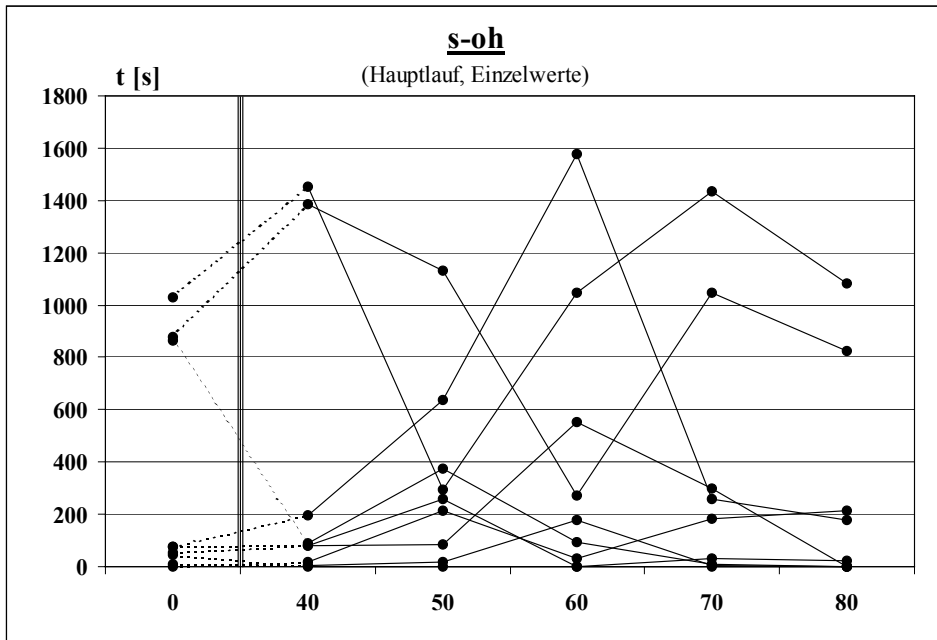


Abb. 20 Verlauf der Einzelwerte t [s] für die Verhaltensweise „Sitzen – ohne Aktivität“ in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg⁻¹]. Jeder Wert (•) stellt den Mittelwert aller Zeiten dar, die ein Igel mit dieser Verhaltensweise verbracht hat.
(-----): Zwischen 0 und 40 mg kg⁻¹ ist die Skala unterbrochen.

3.3.1.2 „Recken“

Das Verhalten „Recken“ umfasst das „Stehen in der Ecke“ und das „Stehen an der Seite“. Die Igel zeigen „Recken“ jedoch nur selten. Über alle Tiere und alle Dosierungen gemittelt macht dieses Verhalten 0,61 % der Gesamtzeit aus, das sind 11 sec (Abbildung 21, unten). Abbildung 21 (oben) zeigt mit zunehmender Dosis einen negativen Trend, in der Dosisgruppe 80 mg kg⁻¹ reckt sich keines der Tiere an der Open-Field-Wand hoch. Dieser Trend ist statistisch jedoch nicht signifikant, da sehr große individuelle Unterschiede erkennbar sind ($\chi^2 = 6,1; n = 9; k = 6; p = 0,2971$). So tritt „Recken“ nur in 21 von 54 Läufen auf (Abbildung 13). Zudem ist der Verlauf der Einzelwerte zwischen den Individuen starken Schwankungen unterworfen, auch bei geringen Dosen zeigen einige Tiere das Verhalten nur kurz (Abbildung 22).

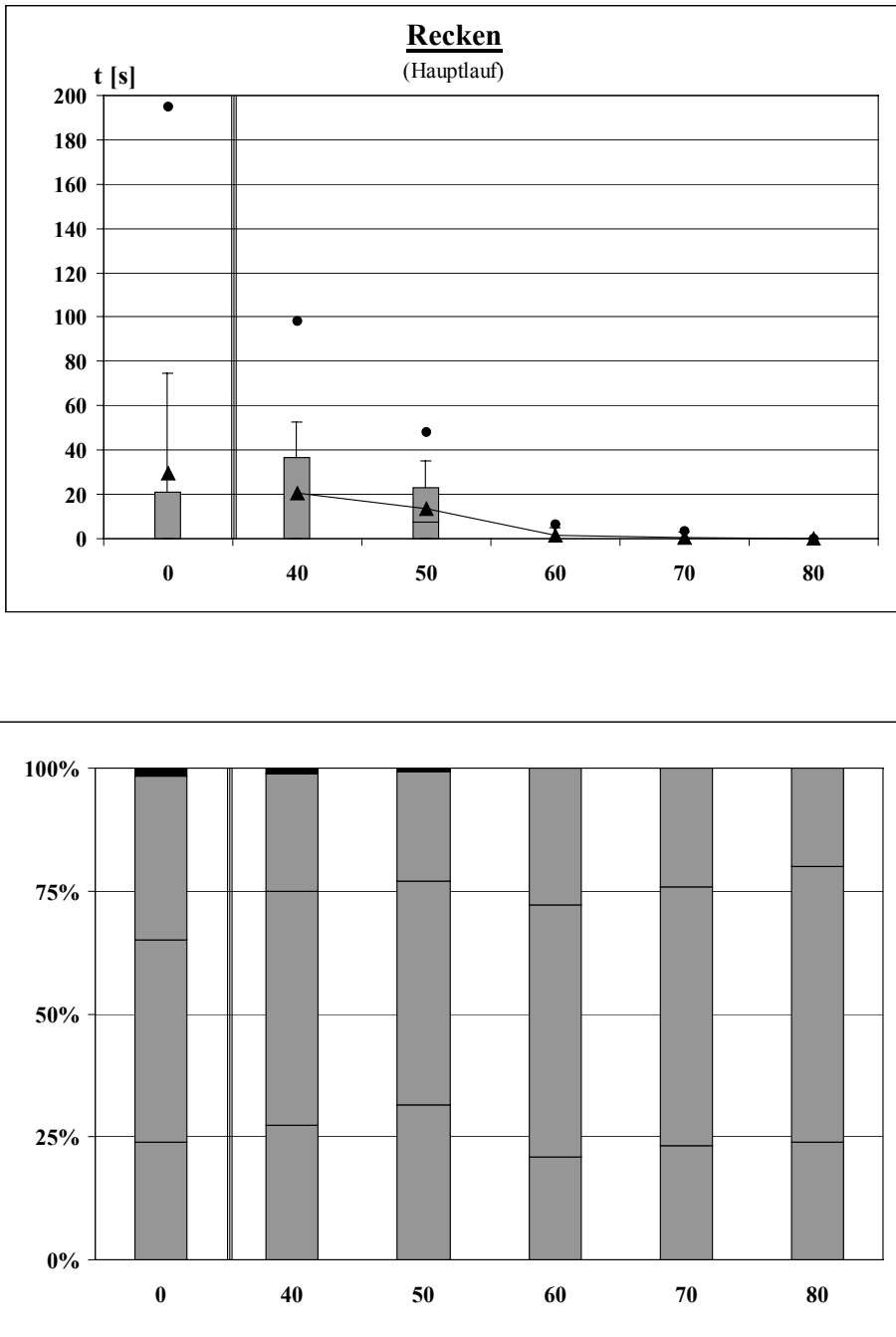


Abb. 21 Oben: Verteilung der Zeiten [s] für die Verhaltensweise „Recken“, nach Dosierungen [mg kg⁻¹] getrennt. Die Minima sind für jede Dosis $t = 0$ s und nicht angegeben.
Unten: Anteil der Verhaltensweise „Recken“ an der Gesamtzeit der Läufe. Die Anteile stellen Mittelwerte dar. ($n = 9$, je Dosis).

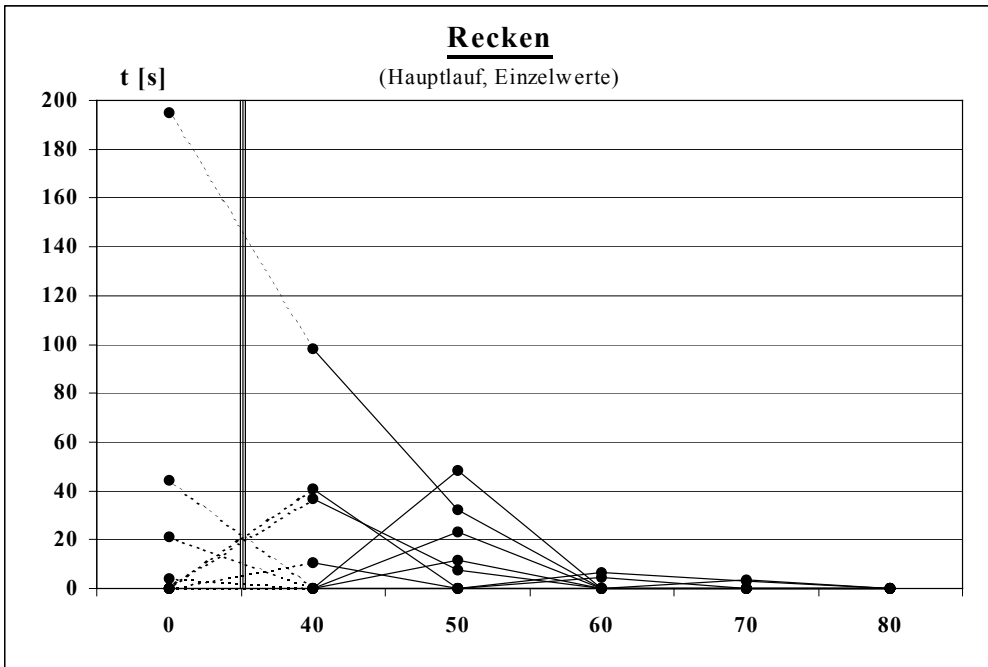


Abb. 22 Verlauf der Einzelwerte t [s] für die Verhaltensweise „Recken“ in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg⁻¹]. Jeder Wert (•) stellt den Mittelwert aller Zeiten dar, die ein Igel mit dieser Verhaltensweise verbracht hat.
(-----): Zwischen 0 und 40 mg kg⁻¹ ist die Skala unterbrochen.

3.3.1.3 „Komfort“

Die vier Verhaltensweisen „Kratzen“, „Schütteln“, „Knabbern“ und „Strecken“ werden zur Kategorie „Komfort“ zusammengefasst, da sie für eine getrennte Auswertung zu selten vorkommen (Kap. 3.1.1).

Obwohl die Tiere Komfortverhalten in 50 der 54 Läufe zeigen (Abbildung 13), ist dessen Anteil mit 2,98 % an der Gesamtzeit (gemittelt über alle Tiere und Dosierungen) gering (Abbildung 23, unten). Komfortverhaltensweisen sind in den Läufen ohne Metaldehyd mit einer durchschnittlichen Dauer von $\bar{t}_K = 126$ s noch am häufigsten vertreten (Abbildung 23, oben).

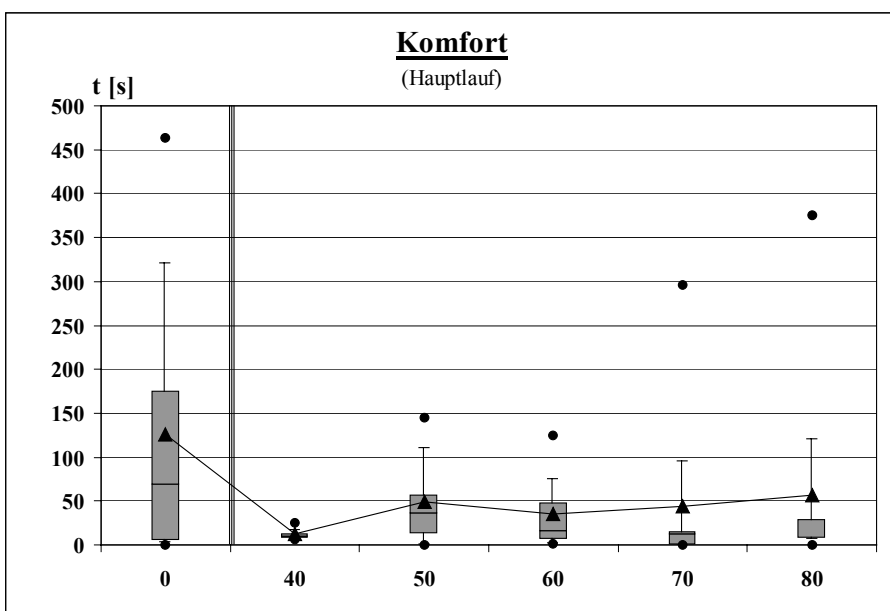


Abb. 23 Oben: Verteilung der Zeiten [s] für die Kategorie „Komfort“, nach Dosierungen [mg kg⁻¹] getrennt.

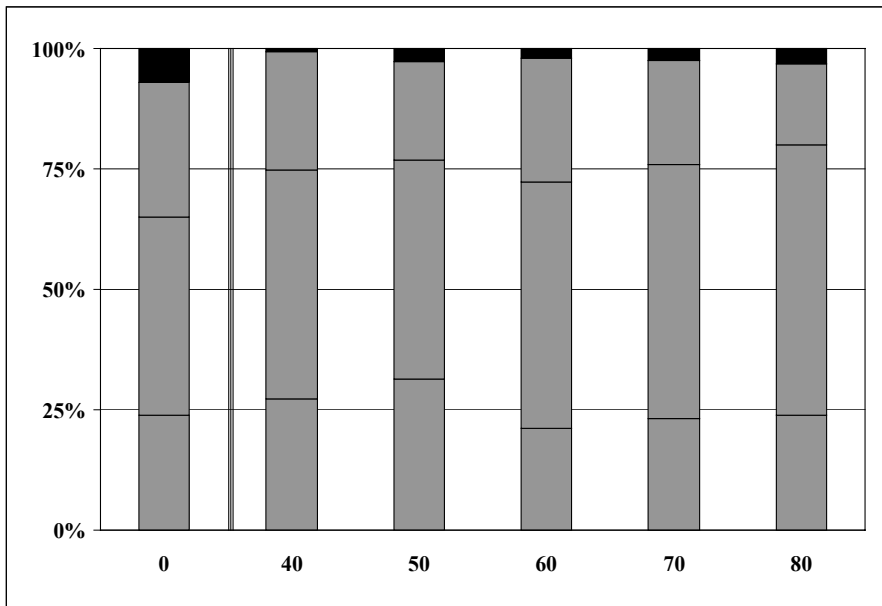


Abb. 24 Unten: Anteil der Kategorie „Komfort“ an der Gesamtzeit der Läufe. Die Anteile stellen Mittelwerte dar ($n = 9$, je Dosis).

Die Verhaltensweisen „knab“ und „strk“ kommen nur in 2 bzw. 3 der 54 Läufe vor (Abbildung 24). Hinzu kommt auch hier die große Variabilität zwischen den Dosierungen. So ist z.B. der Interquartilsabstand bei der Dosis 0 mg kg^{-1} allein schon größer als der gesamte Wertebereich der Dosierungen 40 und 50 mg kg^{-1} . Aus diesen Gründen treten auch hier keine signifikanten Unterschiede zwischen den einzelnen Dosierungen auf ($\chi^2 = 5,0$; $n = 9$; $k = 6$; $p = 0,4101$).

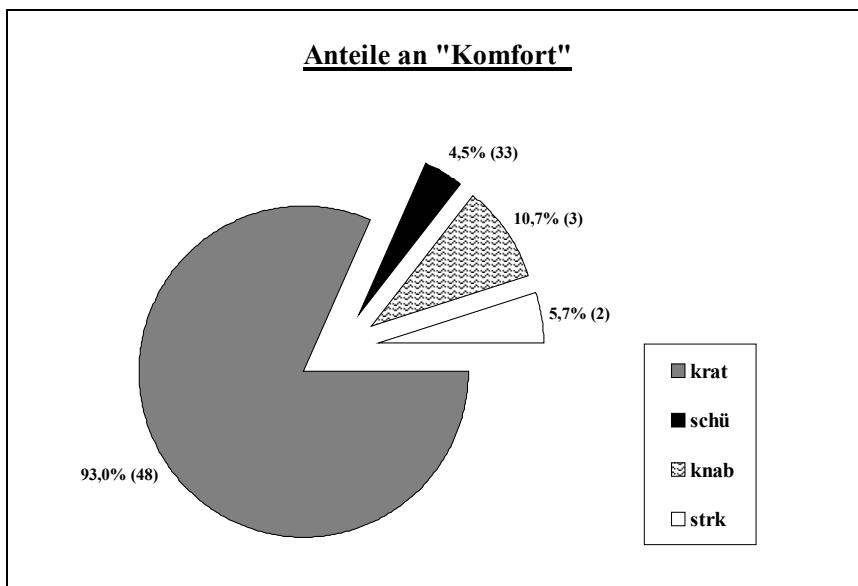


Abb. 25 Relative zeitliche Häufigkeiten der Verhaltensweisen „Kratzen“, „Schütteln“, Knabbern“ und „Strecken“ an der Gesamtzeit, die von den Tieren für die Kategorie „Komfort“ aufgebracht wird. Die Werte werden für alle Dosierungen und alle Tiere gemittelt ($n = 9$, je Dosis). In Klammern die Anzahl der Läufe, in denen die jeweiligen Verhaltensweisen gezeigt wurden.

Mit 93 % der Gesamtzeit, die für Komfortverhalten aufgebracht wurde, macht „krat“ den größten Anteil aus. Aber auch allein betrachtet sind für diese Verhaltensweise keine signifikanten Unterschiede zwischen den Dosierungen nachzuweisen ($\chi^2 = 5,5$; $n = 9$; $k = 6$; $p = 0,3606$).

Das Kratzen ist eine Verhaltensweise, deren Länge von der Stärke des entsprechenden Stimulus abhängt. So wäre es denkbar, dass die Giftwirkung die Antwort auf den Reiz an sich verändert, also die Länge der einzelnen Kratzintervalle beeinträchtigt. Den Daten in Abbildung 25 liegen nicht die Gesamtzeiten sondern die durchschnittlichen Intervalllängen pro Tier zugrunde. Wie zu sehen ist, schwanken der Interquartilsabstand und die Zeiten im Bereich zwischen dem 10 %- und dem 25 %-Quantil besonders stark. Die Länge der einzelnen Kratzintervalle nimmt mit zunehmender Dosis zwar ab, die Änderungen sind jedoch nur gering, so dass bei den hohen Schwankungen keine signifikanten Änderungen auftreten ($\chi^2 = 5,9; n = 9; k = 6; p = 0,3140$). Das geht auch aus Abbildung 26 hervor. Die Igel zeigen keine einheitliche Reaktion in Abhängigkeit der Dosierung, so dass die Einzelwerte in ihrem Verlauf stark unterschiedlich sind.

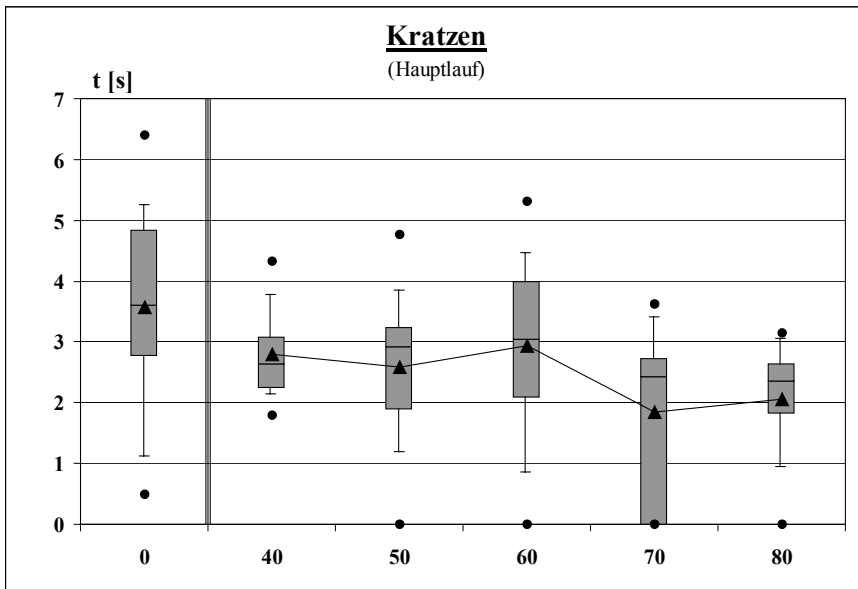


Abb. 26 Verteilung der durchschnittlichen Intervalllängen [s] für die Verhaltensweise „Kratzen“, nach Dosierungen [mg kg^{-1}] getrennt ($n = 9$, je Dosis).

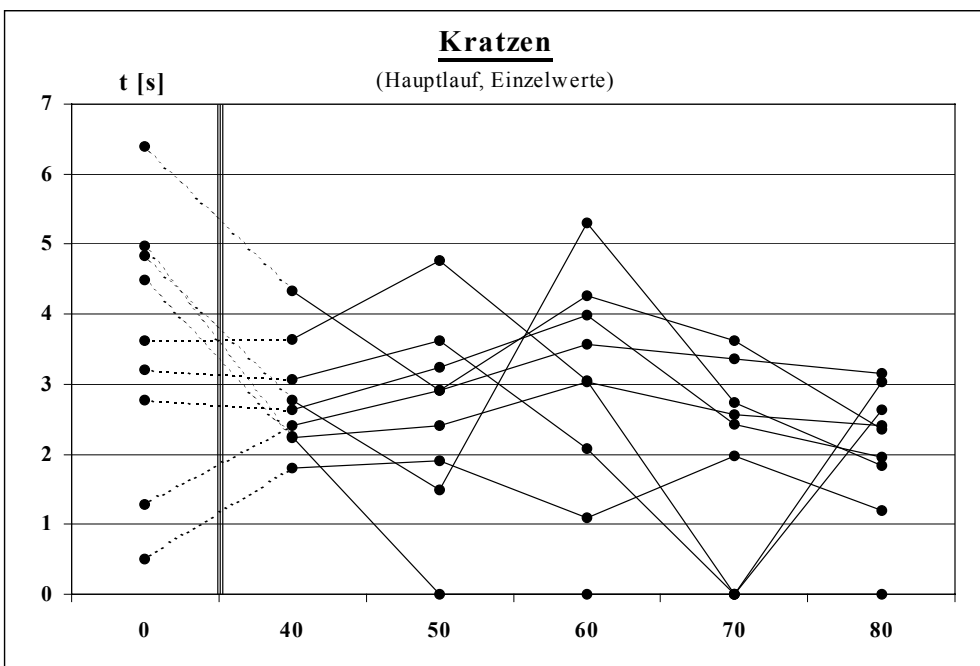


Abb. 27 Verlauf der Einzelwerte t [s] für die Verhaltensweise „Kratzen“ in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Jeder Wert (•) stellt die durchschnittliche Länge der Kratzintervalle dar. (-----): Zwischen 0 und 40 mg kg^{-1} ist die Skala unterbrochen.

3.3.2 Seltene, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen

Zu den seltenen, nicht in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen gehören:

- „Selbstbespeicheln“ („spei“),
- „Defäkation“ („kotn“) und
- „Urinieren“ („urie“).

Die Igel befinden sich während jeder der drei Verhaltensweisen am Ort, zeigen also keine Lokomotion und dementsprechend auch nur wenige Lichtschrankenwechsel. Daher sind diese drei Muster im Open-Field weder durch die Ambulation noch durch die Aktivität von „Sitzen – ohne Aktivität“ („s-oh“) zu unterscheiden, obwohl die Tiere tatsächlich weitaus aktiver sind. Aus diesem Grund werden nur die Zeiten (t [s]) dargestellt, die die Tiere mit dem jeweiligen Verhalten verbringen. Auf eine Auswertung der Ambulation wird verzichtet. Abbildung 27-Abbildung 29 stellen die gemittelten Werte aller Tiere und die Einzelwerte nach Dosierungen [mg kg^{-1}] getrennt dar. Zur Berechnung der Mittelwerte wurden nicht gezeigte Verhaltensweisen mit $t = 0$ s berücksichtigt ($n = 9$, für alle Dosierungen). Die Zahl in Klammern entspricht der Anzahl der Tiere, die das jeweilige Verhalten bei einer Dosis zeigen ($t > 0$ s).

Das Selbstbespeicheln ist von den drei genannten Verhaltensweisen noch die häufigste (Abbildung 27). Ihr durchschnittlicher Anteil steigt in der Dosisgruppe 60 mg kg^{-1} wenig über 1 % (20,6 sec bei 1800 sec Gesamtlaufzeit). Alle anderen Werte liegen darunter. Bei keiner der drei Verhaltensweisen ist ein Trend zu erkennen, der auf eine Auswirkung des Pflanzenschutzmittels schließen lässt. Für die „Defäkation“ und das „Urinieren“ zeigt sich jeweils eine leichte Häufung bei den mittleren Dosen von $50 - 70 \text{ mg kg}^{-1}$ (Abbildung 28 und Abbildung 29). Genauere Aussagen sind jedoch aufgrund des seltenen Auftretens und des geringen Anteils an der Gesamtzeit nicht möglich.

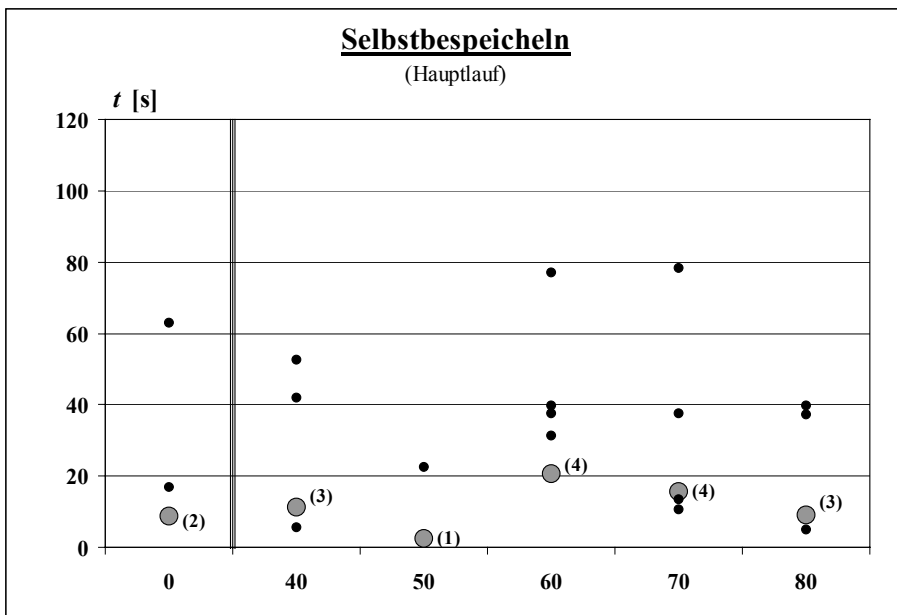


Abb. 28 Dauer [s] der Verhaltensweise „Selbstbespeicheln“ nach Dosierungen [mg kg^{-1}] getrennt.
 / : Zeiten der einzelnen Igel (Zeiten von 0 s wurden nicht eingezeichnet)
 / : Mittelwerte (incl. Zeiten von 0 s)
 Zahlen in Klammern geben die Anzahl der Igel an, die bei einer Dosis das Verhalten gezeigt haben.

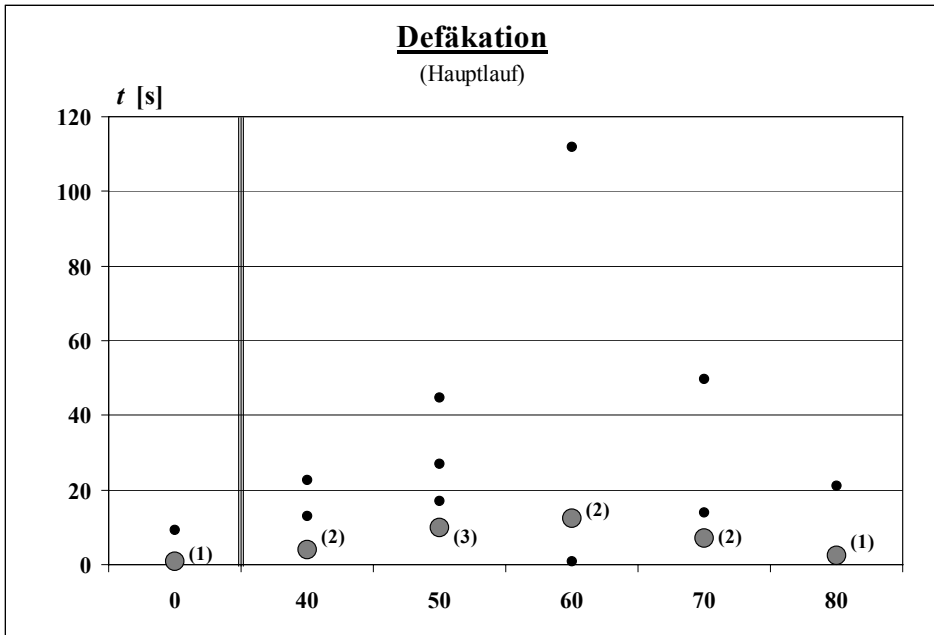


Abb. 29 Dauer [s] der Verhaltensweise „Defäkation“ nach Dosierung [mg kg^{-1}] getrennt.
 / : Zeiten der einzelnen Igel (Zeiten von 0 s wurden nicht eingezeichnet)
 / : Mittelwerte (incl. Zeiten von 0 s)
 Zahlen in Klammern geben die Anzahl der Igel an, die bei einer Dosis das Verhalten gezeigt haben.

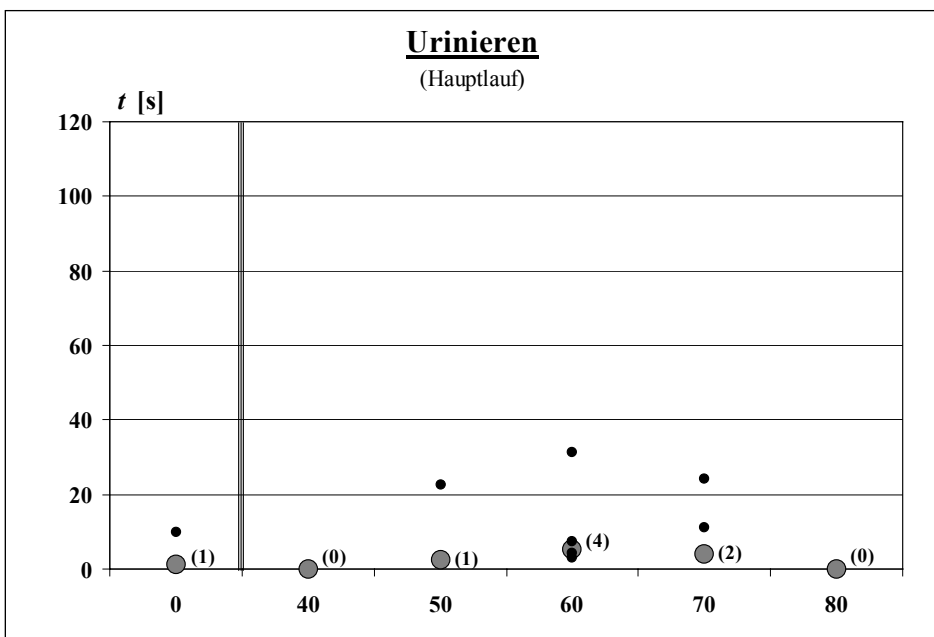


Abb. 30 Dauer [s] der Verhaltensweise „Urinieren“ nach Dosierungen [mg kg^{-1}] getrennt.
 / : Zeiten der einzelnen Igel (Zeiten von 0 s wurden nicht eingezeichnet)
 / : Mittelwerte (incl. Zeiten von 0 s)
 Zahlen in Klammern geben die Anzahl der Igel an, die bei einer Dosis das Verhalten gezeigt haben.

3.3.3 In allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen

Die einzigen Verhaltensweisen, die von allen Igel in allen Läufen gezeigt werden, sind „Laufen, mit Exploration“ (l-mi) und „Sitzen, mit Aktivität“ (s-mi). In Abbildung 30 sind die prozentualen zeitlichen Anteile von „Laufen“ (l-mi, l-oh und stgo) und „Sitzen, mit Aktivität“ in den Eingewöhnungsläufen und den Hauptläufen im Vergleich zu allen anderen Verhaltensweisen dargestellt.

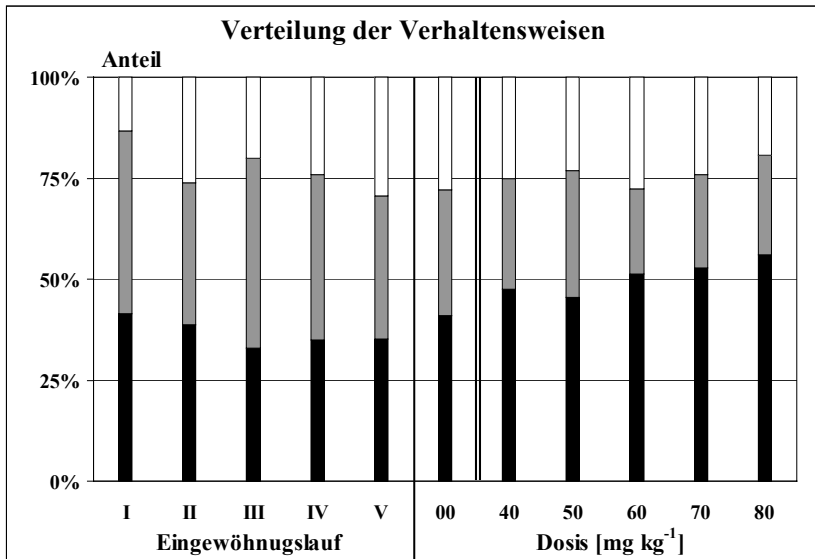


Abb. 31 Zeitliche Anteile der Verhaltensweisen an der Gesamtzeit im Open-Field in Eingewöhnungs- und Hauptläufen. Die Anteile sind über alle Dosierungen gemittelt.

- 2 : „s-mi“
- 2 : „Laufen“ (l-mi, l-oh und stgo)
- 6 : sonstige Verhaltensweisen

Der zeitliche Anteil für „Sitzen“ steigt mit zunehmender Dosis, während sich der Anteil für „Laufen“ im gleichen Maße verringert. Die Anteile der sonstigen Verhaltensweisen – besonders in den Hauptläufen (Abbildung 31) – bleiben annähernd konstant. Der Friedman-Test für diese sonstigen Verhaltensweisen zeigt keine signifikanten Änderungen ($\chi^2 = 3,5$; $n = 9$; $k = 6$; $p = 0,6174$).

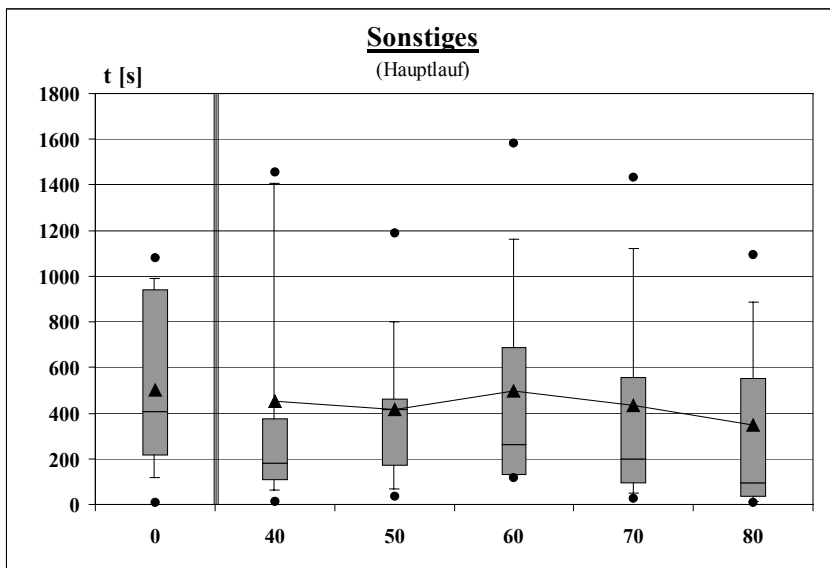


Abb. 32 Verteilung der Zeiten für die Kategorie „Sonstiges“, nach Dosisgruppen [mg kg⁻¹] getrennt. Darin sind alle Verhaltensweisen enthalten, ohne „s-mi“, „l-mi“, „l-oh“ und „stgo“. Die Anteile stellen Mittelwerte dar ($n = 9$, je Dosisgruppe).

Die Abbildung 32 – Abbildung 34 zeigen die Ergebnisse (nicht-transformiert) für die Verhaltensweisen „Laufen“ und „s-mi“ nach Dosierungen gemittelt (zur Erklärung der Variablen s. Kap. 3.1.2).

Auffällig ist die z.T. große Schwankungsbreite der einzelnen Werte. So streuen die Werte für die *Amb_L* (Abbildung 32, oben) in den ersten drei Eingewöhnungsläufen über mehr als den halben Wertebereich.

Diese Schwankungen in den ersten drei Läufen sind auch bei Amb_{S-mi} (Abbildung 32, unten) und bei v_L bzw. v_{S-mi} (Abbildung 34) zu erkennen. Lediglich die Zeiten (Abbildung 33) streuen nicht so stark. Nach Ende der Eingewöhnungsläufe kommt es jedoch zu einer Stabilisierung der Werte, die Streuung wird geringer.

Die Tendenzen der jeweiligen Variablen sind ebenfalls zu ersehen: t_{S-mi} nimmt mit steigender Dosis zu, während alle anderen Variablen sich mit steigender Dosis im Wert verringern, d.h. die Tiere zeigen mit zunehmender Dosis eine kürzere Laufstrecke und eine geringere Laufaktivität und verbringen mit dem Laufen auch weniger Zeit. In dem Maße, in dem die Laufzeit abnimmt, steigt die Zeit in der die Tiere sitzen. Aber auch hier verringert sich die Anzahl der Felderwechsel geringfügig und die Aktivität in hohem Maße.

In dieser Darstellung ist bereits zu sehen, dass die jeweiligen Variablen mit zunehmender Dosis aus dem Streubereich der Eingewöhnungsläufe herausragen.

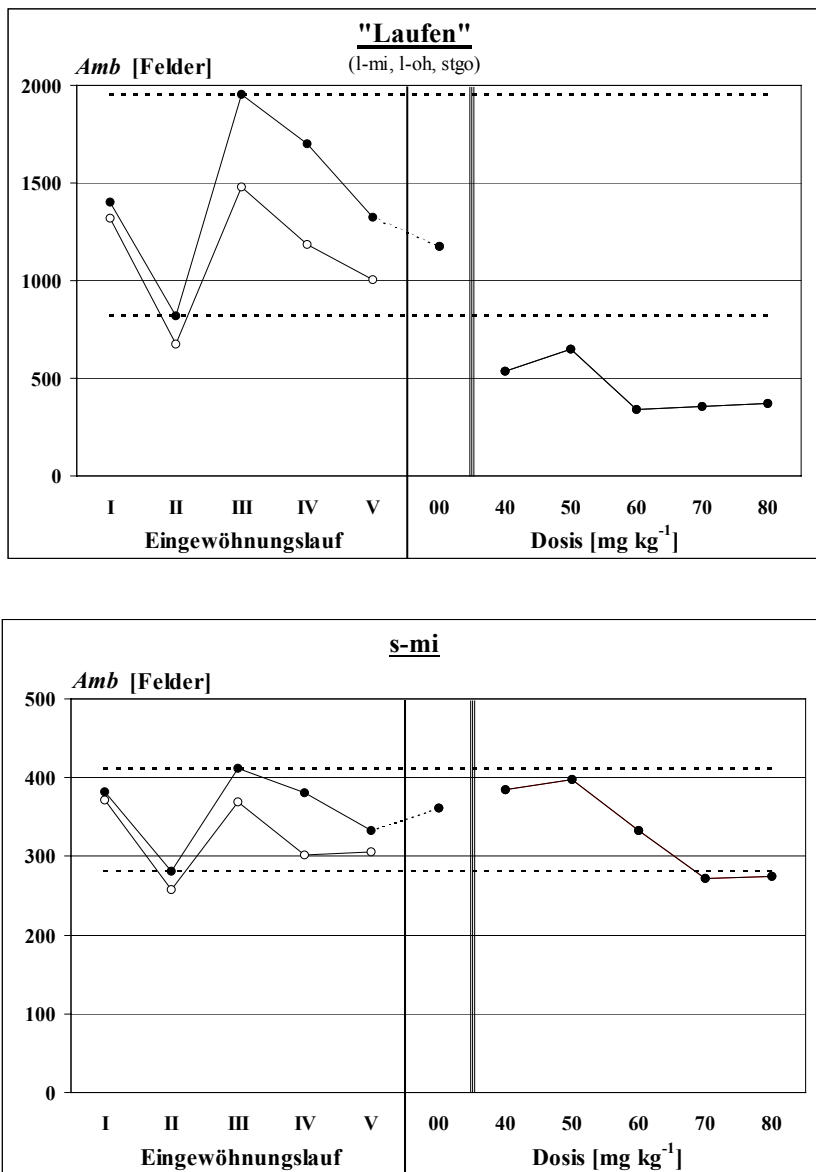


Abb. 33 Mittelwerte der Gesamtambulationen für die Verhaltensweisen „Laufen“ (oben) und „s-mi“ (unten), in den Eingewöhnungs- und Hauptläufen des Hauptversuches (nicht-transformierte Werte). Die gestrichelten Linien geben jeweils den Wertebereich der Eingewöhnungsläufe an.
.: Beinhaltet nur Tiere, die auch im Hauptlauf berücksichtigt worden sind ($n = 9$).
3: Beinhaltet alle Tiere ($n = 14$).
Zu beachten ist die unterschiedliche Skalierung der Ordinaten zwischen den Abbildungen!

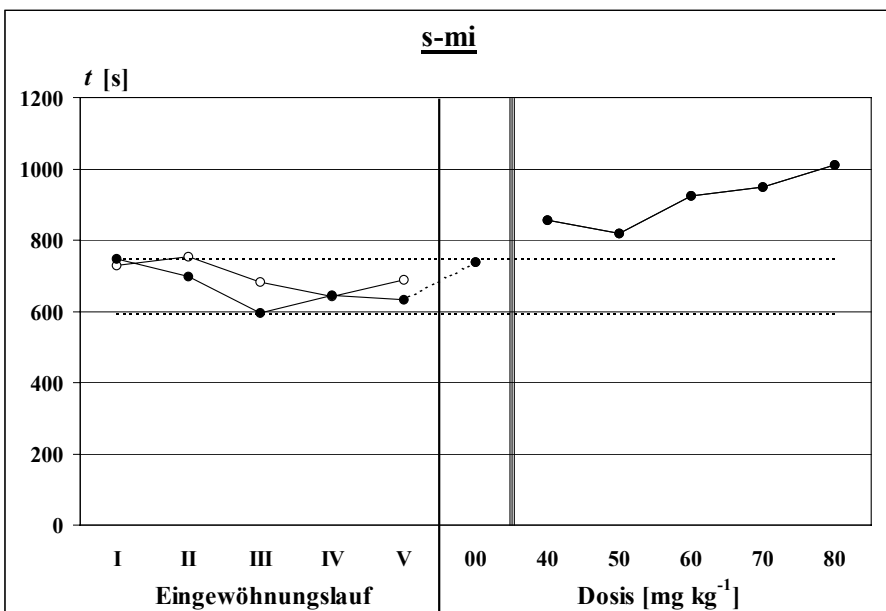
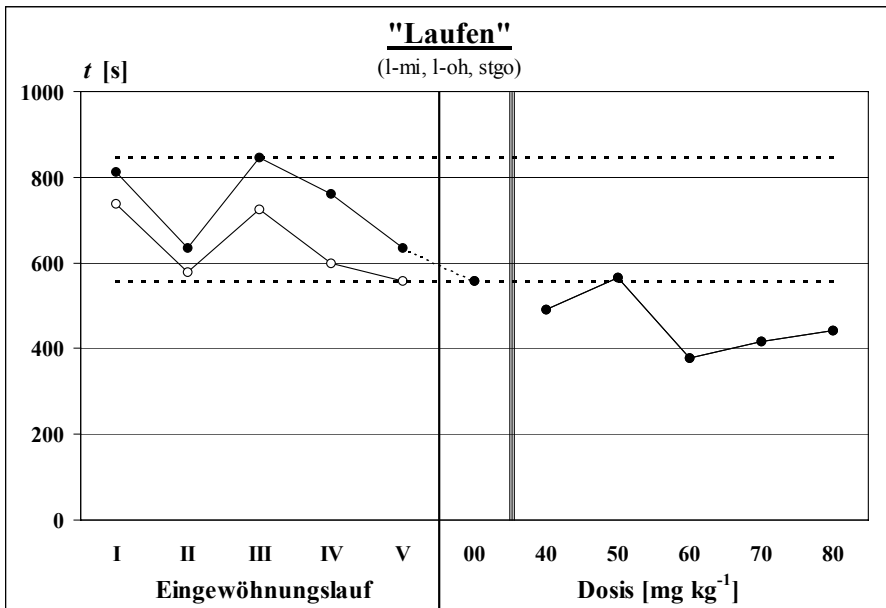


Abb. 34 Mittelwerte der Dauer für die Verhaltensweisen „Laufen“ (oben) und „s-mi“ (unten), in den Eingewöhnungs- und Hauptläufen des Hauptversuches (nicht-transformierte Werte). Die gestrichelten Linien geben jeweils den Wertebereich der Eingewöhnungsläufe an.
 .: Beinhaltet nur Tiere, die auch im Hauptlauf berücksichtigt worden sind ($n = 9$).
 3: Beinhaltet alle Tiere ($n = 14$).
 Zu beachten ist die unterschiedliche Skalierung der Ordinaten zwischen den Abbildungen!

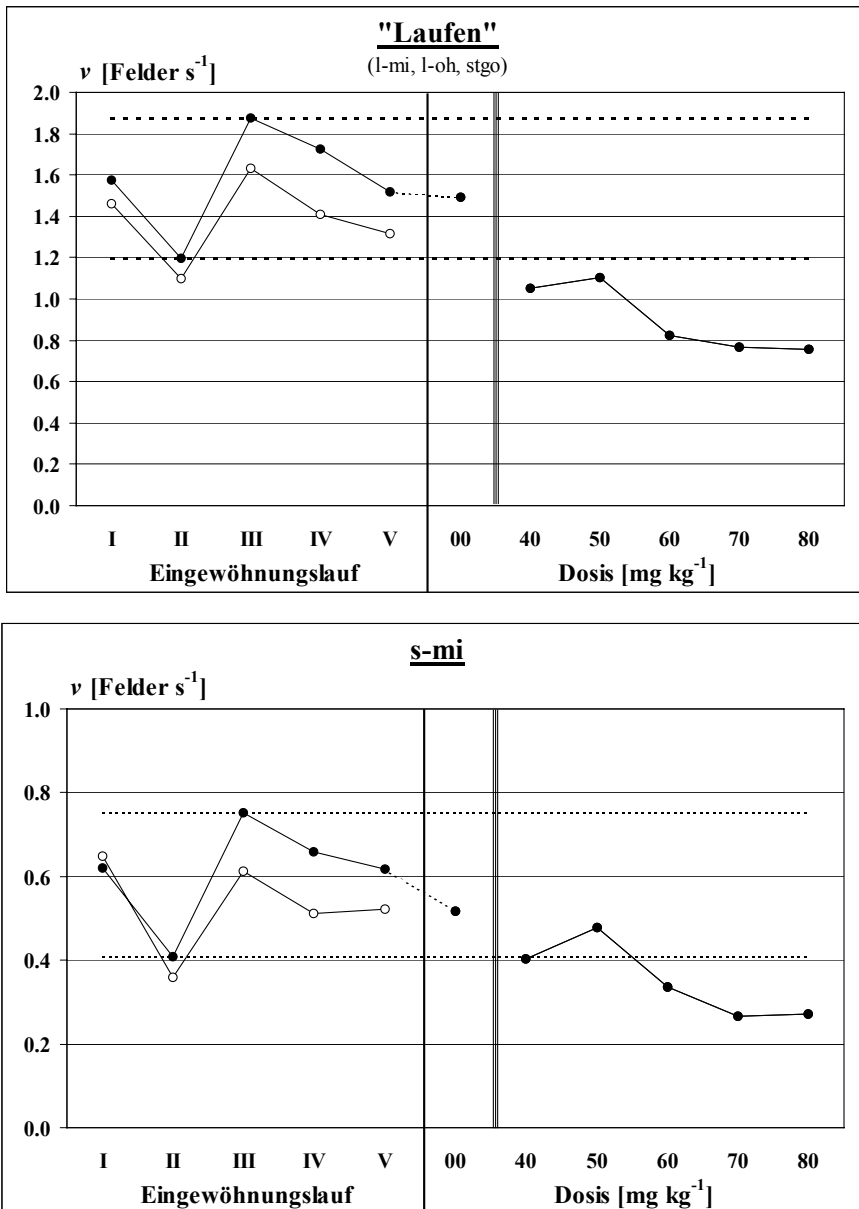


Abb. 35 Mittelwerte der Aktivitäten (Erklärung s. Text) für die Verhaltensweisen „Laufen“ (oben) und „s-mi“ (unten), in den Eingewöhnungs- und Hauptläufen des Hauptversuches (nicht-transformierte Werte). Die gestrichelten Linien geben jeweils den Wertebereich der Eingewöhnungsläufe an.
 .: Beinhaltet nur Tiere, die auch im Hauptlauf berücksichtigt worden sind ($n = 9$).
 3: Beinhaltet alle Tiere ($n = 14$).
 Zu beachten ist die unterschiedliche Skalierung der Ordinaten zwischen den Abbildungen!

Für die Eingewöhnungsläufe sind die Ergebnisse auf zwei verschiedene Arten dargestellt. Zum einen werden für die Berechnung der Mittelwerte alle Tiere berücksichtigt (Abbildung 32 – Abbildung 34, weiße Punkte, $n = 14$), zum anderen nur die Tiere, die auch in den Hauptläufen untersucht worden sind (Abbildung 32 – Abbildung 34, schwarze Punkte, $n = 9$). Die Mittelwerte, die mit allen Tieren berechnet werden, zeigen für alle Variablen eine Tendenz in die Richtung, in die auch die Giftwirkung führt, d.h. eine geringere Ambulation, weniger Laufzeit und geringere Aktivität. Das könnte ein Hinweis darauf sein, dass besonders Tiere mit einer schlechten körperlichen Kondition, erkennbar an einem niedrigen Körpergewicht, während der Hauptläufe ausgeschieden sind. Abbildung 35 zeigt jedoch, dass nur einer der ausgeschiedenen Igel am unteren Rand des Gewichtsspektrums der Versuchstiere liegt. Drei der fünf aus dem Versuch genommenen Tiere sind die schwersten Tiere überhaupt. Diese Tiere bewegen sich insgesamt langsamer und seltener, so dass sich hieraus die Abweichung in den Mittelwerten der Vorläufe zu erklären lässt. Möglicherweise verzichten gut genährte Igel durch den Repellenteffekt des Schneckenkorns eher auf das Futter.

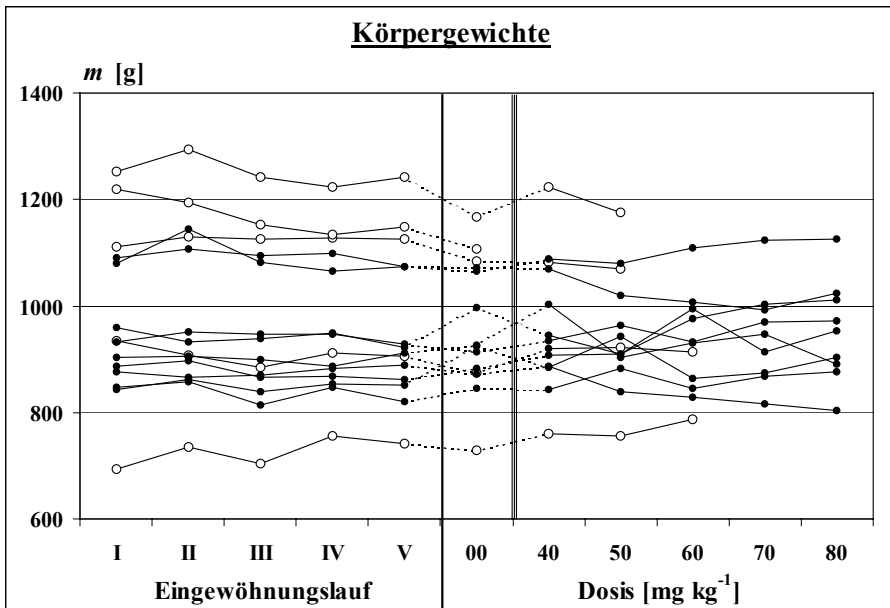


Abb. 36 Darstellung der Körpergewichte aller Igel während der jeweiligen Testläufe.
 Weiße Punkte: Tiere, die aus dem Versuch genommen wurden ($n = 5$).
 Schwarze Punkte: Tiere, die den Versuch vollständig durchlaufen haben ($n = 9$).

Im Folgenden werden nur noch drei Variablen berücksichtigt, die beiden Aktivitäten und die Zeit für „Sitzen“ (s. auch Kap. 3.3.4).

3.3.3.1 Varianzanalytische Voraussetzungen

Die verwendeten Verhaltensweisen (t_{S-mi} , v_L und v_{S-mi}) entsprechen nicht notwendigerweise den Anforderungen an eine Normalverteilung. Um die Daten an eine Normalverteilung anzupassen und zusätzlich deren Varianzen zu stabilisieren, werden normalisierende Transformationen durchgeführt (SOKAL & ROHLF 1987, GRAF & ORTSEIFEN 1995). Darüber hinaus soll durch die Transformationen erreicht werden, dass die Daten insgesamt einer multivariaten Normalverteilung entsprechen (MARDIA 1970).

Die Ergebnisse der Transformation werden wie folgt überprüft:

Die Normalverteilungsannahme wird mit dem Shapiro-Wilks-Anpassungstest überprüft. Wie bei Anpassungstests üblich, wird eine Irrtumswahrscheinlichkeit von $\alpha = 0,1$ zu Grunde gelegt. Das Statistikprogramm SAS generiert diesen Test mit seiner Prozedur „UNIVARIAT“. Getestet werden die Differenzen der Messwerte zu ihrem Gruppenmittelwert (Residuen). DUFNER, JENSEN & SCHUMACHER (1992) bzw. GRAF & ORTSEIFEN (1995) zeigen die Anwendung dieses Tests auf die Daten einer Varianzanalyse. Um die Güte des Tests beurteilen zu können, ist eine grafische Überprüfung nötig. Alle Variablen werden zu diesem Zweck in einem Lillieforts-Diagramm kontrolliert.

Die Varianzhomogenität wird mit einem modifizierten Levene-Test überprüft (DUFNER, JENSEN & SCHUMACHER 1992). Für den modifizierten Test werden nicht die Abweichungen der Messwerte zu den Gruppenmittelwerten, sondern zu den Medianen berechnet (zu den Vor- und Nachteilen s. ebd). Das von den Autoren angegebene SAS-Programm wird ebenfalls für diesen Test benutzt. Es handelt sich um eine einfache Varianzanalyse, die als Anpassungstest benutzt wird. Überprüft wird, ob eine oder mehrere Varianzen signifikant abweichen. Die Irrtumswahrscheinlichkeit liegt auch hier bei $\alpha = 0,1$.

FAN (1996) schlägt ein Verfahren vor, Daten auf multivariate Normalität zu testen. Dieses Verfahren modifiziert den von MARDIA (1970) vorgeschlagenen Test, der auf der Beurteilung der multivariaten Kurtosis beruht. FAN hat zu diesem Zweck ein SAS-Programm geschrieben, das als Teststatistik einen χ^2 -verteilten Prüfwert errechnet. Die Irrtumswahrscheinlichkeit liegt auch hier bei $\alpha = 0,1$.

Die verwendeten Transformationen und die Ergebnisse des Shapiro-Wilks-Anpassungstest sind in Tabelle 5 dargestellt:

Tab. 5 Transformationen der benutzten Variablen. Der Shapiro-Wilks-Anpassungstest wird mit dem Statistikprogramm SAS durchgeführt. *W*: Teststatistik; *Prob>W*: Irrtumswahrscheinlichkeit.

Variable	Transformation	S-W-Testergebnis
Dauer (s - mi)	$t'_{S-mi} = \frac{(t_{S-mi} + 1)^2 - 0,5}{2 \cdot 10^6}$	<i>W</i> : Normal = 0,963409, <i>n</i> = 54, <i>Pr</i> < <i>W</i> : 0,1877 (12)
Aktivität (laufen)	$v'_L = \log_{10}(\sqrt{v_L + 1} - 1), \text{ für } v_L \neq 0$	<i>W</i> : Normal = 0,979968, <i>n</i> = 54, <i>Pr</i> < <i>W</i> : 0,7057 (13)
Aktivität (s - mi)	$v'_{S-mi} = \frac{1}{\sqrt{0,5 v_{S-mi} + 1}}$	<i>W</i> : Normal = 0,966767, <i>n</i> = 54, <i>Pr</i> < <i>W</i> : 0,2578 (14)

Aufgrund des Anpassungstests ist die Hypothese, dass die Variablen normalverteilt sind, nicht zu verwerfen. Die Lilliefors-Diagramme der transformierten Variablen werden in Abbildung 36 – Abbildung 38 gezeigt. Anhand der ebenfalls angegebenen Lilliefors-Grenzen für *n* = 54 und *n* = 100 (zum Vergleich) wird ersichtlich, dass die Daten innerhalb der Grenzen liegen, die für eine Normalverteilung zulässig sind (LILLIEFORS 1967, LORENZ 1992). Für keine der Variablen zeigt sich nach der Transformation eine Abweichung von der Normalverteilungsannahme. Für die Variable v'_L liegen die Werte sogar innerhalb der Grenze für *n* = 100.

Die Überprüfung der Varianzhomogenität zeigt ebenfalls ein eindeutiges Ergebnis. Für alle Variablen kann die Nullhypothese – Gleichheit der Varianzen – auf dem 10% -Niveau nicht verworfen werden. Die Tabelle 6 zeigt die einzelnen Testergebnisse.

Tab. 6 Testergebnisse des modifizierten Levene-Tests auf Varianzhomogenität. Die Ergebnisse sind nach Variablen getrennt.

Variable	Ergebnis
t'_{S-mi} :	<i>F</i> = 0,49; <i>n</i> = 5; <i>p</i> = 0,7849
v'_L :	<i>F</i> = 0,41; <i>n</i> = 5; <i>p</i> = 0,8380
v'_S :	<i>F</i> = 0,40; <i>n</i> = 5; <i>p</i> = 0,8496

Auch der Test auf multivariate Normalität zeigt mit den drei transformierten Variablen ein signifikantes Ergebnis (*Mardia Kurtosis*: $\chi^2 = 0,4733$; *n* = 54; *p* = 0,6360). Es liegen demnach keine Einwände gegen die Annahme einer multivariaten Normalverteilung innerhalb der untersuchten Variablen vor.

Die Daten erfüllen in ihrer Gesamtheit die Anforderungen an eine varianzanalytische Auswertung.

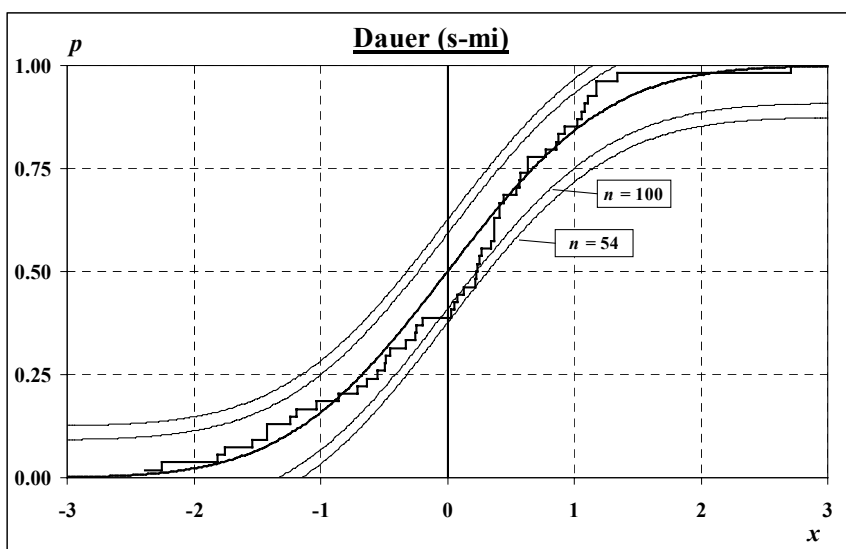


Abb. 37 Lilliefors-Diagramm der transformierten Variable t'_{S-mi} (*n*=54). *x* ist der Erwartungswert der Standardnormalverteilung, *p* bezeichnet die Summenhäufigkeit. Die mittlere Kurve stellt die Summenhäufigkeit der Standardnormalverteilung dar, die äußeren Kurven die Lilliefors-Grenzen für Stichprobengrößen von 54 bzw. 100 Messwerten. Die Treppenfunktion zeigt die transformierten Variablen, jeweils auf der linken Ecke einer Stufe.

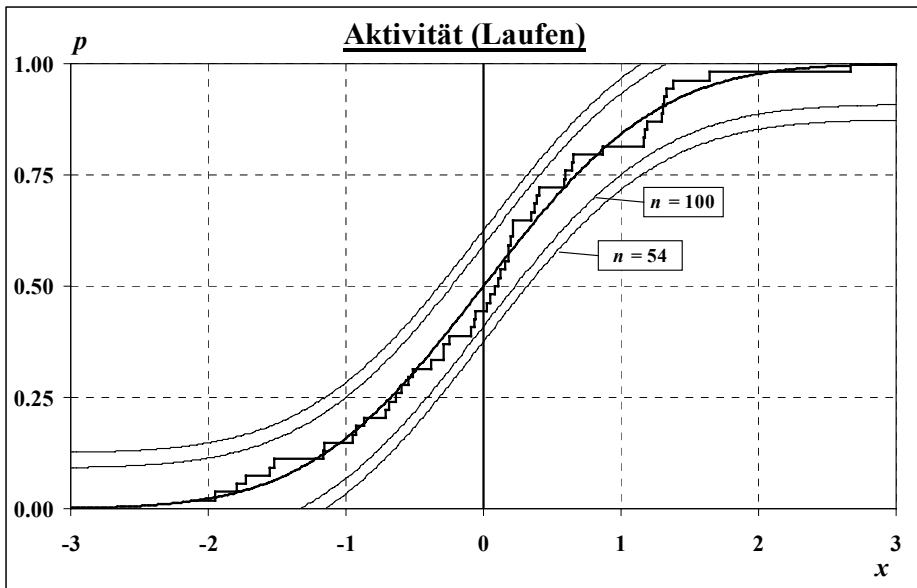


Abb. 38 Lilliefors-Diagramm der transformierten Variable v_L ($n=54$). Zur Erklärung s. Abb. 37.

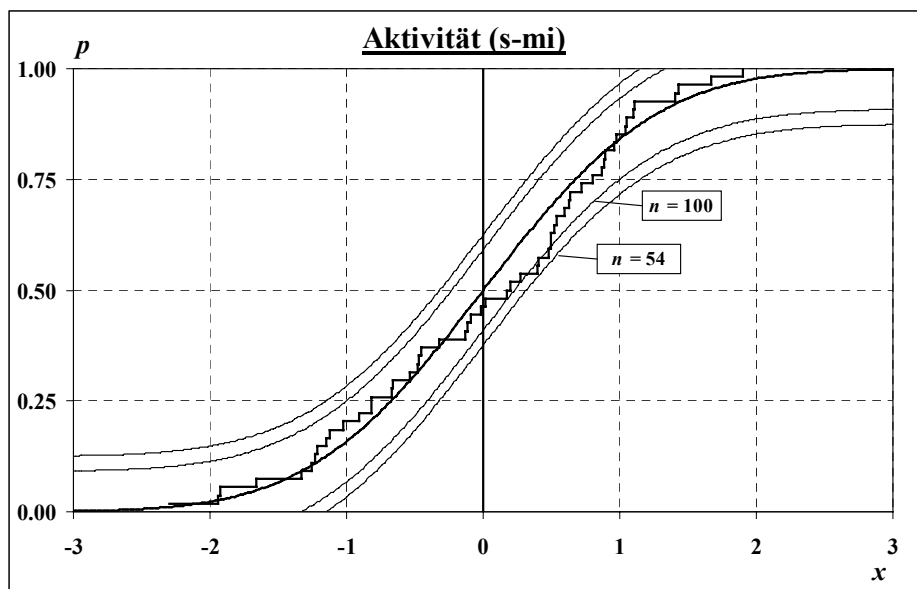


Abb. 39 Lilliefors-Diagramm der transformierten Variable v_{S-mi} ($n=54$). Zur Erklärung s. Abb.36.

3.3.3.2 Varianzanalytische Auswertung

Diskriminanzanalyse: Mit Hilfe einer Diskriminanzanalyse wird überprüft, welchen Einfluss die einzelnen Variablen auf die Trennung der Dosierungen ausüben. Dabei können mit drei Variablen in sechs Dosierungen höchstens drei Diskriminanzfaktoren ($\lambda_1 - \lambda_3$) auftreten (BORTZ 1999). Der erste der drei Faktoren trennt die Dosierungen zu 94,5 % ($\lambda_1 = 0,5339$, $F = 1,5342$; $df = 15$; $p = 0,1025$), der zweite nur zu 5 % ($\lambda_2 = 0,0283$, $F = 0,1814$; $df = 8$; $p = 0,9929$). Der dritte Faktor hat mit 0,49 % praktisch keinen Einfluss auf die Trennung der Dosisgruppen ($\lambda_3 = 0,0027$, $F = 0,0440$; $df = 3$; $p = 0,9876$). Der große Einfluss des ersten Diskriminanzfaktors zeigt, dass die drei untersuchten Variablen in hohem Maße korrelieren (BORTZ, 1999). Die Diskriminanzanalyse zeigt keine signifikante Trennung ($p = 0,1025$). Dies liegt jedoch an der Art des Tests. Standardmäßig wird nur ein Test ohne Messwiederholung durchgeführt. Da die Variablen zwischen den Tieren stark variieren, resultiert hieraus eine geringere Teststärke als bei einem Repeated-Measure-Design. Um zu zeigen, ob die Trennung tatsächlich signifikant ist, wird unten die entsprechende Varianzanalyse durchgeführt. Aus den oben genannten Diskriminanzfaktoren

lassen sich die Ladungen berechnen. Diese geben an, wie stark die untersuchten Variablen an der Trennung der Dosierungen beteiligt sind. Für die einzelnen Variablen ergibt sich folgende Ladungsmatrix:

$$A = \begin{pmatrix} 0,5691 & 0,0617 & 0,8200 \\ -0,7786 & 0,4805 & 0,4037 \\ 0,5870 & 0,2327 & -0,7754 \end{pmatrix} \quad (15)$$

Je größer der Betrag der Ladungen, desto größer ist ihr Einfluss auf die Trennung. Das Vorzeichen gibt die Steigung der Variablen an (Zuwachs bzw. Verminderung). Die Spalten zeigen die Ladungen für die einzelnen Diskriminanzfaktoren, die Reihen die Ladungen für die einzelnen Variablen. Dabei steht die erste Reihe für die Variable t'_{s-mi} , die zweite Reihe für die Variable v'_L und die dritte Reihe für die Variable v'_{s-mi} . Mit einer Ladung von $a = -0,7786$ hat die Variable v'_L – bezogen auf den ersten Faktor – den größten Einfluss auf die Trennung der Dosierungen. Dies gilt auch für den zweiten Faktor, der, wie oben beschrieben, noch zu 5 % zur Trennung beiträgt. Der letzte Diskriminanzfaktor wird aufgrund seines geringen Einflusses im Folgenden nicht weiter berücksichtigt. Anhand der Ladungen können die ursprünglichen Variablen umgerechnet werden, so dass eine maximale Trennung resultiert. Die so errechneten Mittelwerte für jede Dosis (F_1 und F_2) sind in Abbildung 39 für die ersten beiden Diskriminanzfaktoren gegeneinander aufgetragen. Daraus wird ersichtlich, dass der erste Diskriminanzfaktor besonders die niedrigeren drei Dosierungen von den drei höheren trennt (F_1). Der zweite Faktor hat aufgrund seines kleinen Betrages kaum einen Einfluss auf die Trennung der Variablen (F_2).

Die Diskriminanzanalyse zeigt deutlich, dass die Variable v'_L den größten Einfluss auf die Trennung der Dosierungen hat. Gleichzeitig entspricht v'_L auch am ehesten der Normalverteilungsannahme. Da für die Untersuchungen letztendlich nur 9 Tiere zur Verfügung standen, sollte die Anzahl der benutzten Variablen möglichst eingeschränkt werden. Aus diesem Grund wird die folgende Varianzanalyse nur mit der Variablen v'_L durchgeführt. Die Variablen t'_{s-mi} und v'_{s-mi} werden in einem zweiten Schritt ebenfalls varianzanalytisch ausgewertet (Kap. 3.3.3.3). Diese zusätzliche Auswertung hat jedoch nur demonstrativen Charakter und soll nicht zur Beurteilung herangezogen werden.

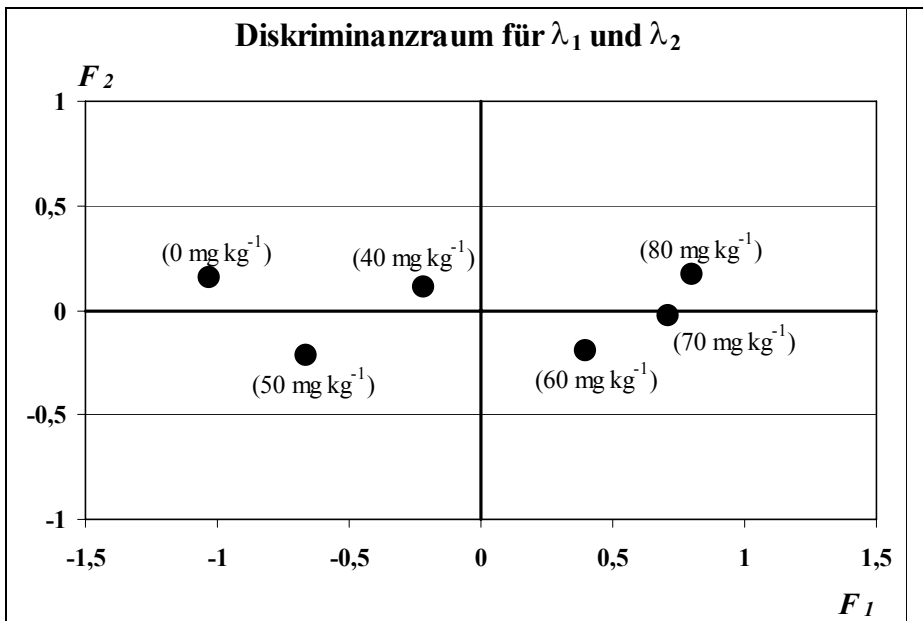


Abb. 40 Diskriminanzraum für die ersten beiden Diskriminanzfaktoren λ_1 und λ_2 . Aufgetragen sind die Gruppenmittelwerte auf dem ersten Faktor (F_1) und die Gruppenmittelwerte auf dem zweiten Faktor (F_2).

Varianzanalyse: Die Variable v'_L wird mit einer zweifaktoriellen Varianzanalyse untersucht. Der 1. Faktor (Dosis) enthält eine Messwiederholung, der 2. Faktor entspricht der Reihenfolge des Verabreichens (Gruppe).

Für den Faktor „Gruppe“ kann keine Auswirkung aufgezeigt werden ($df = 1$; $F = 0,04$; $p = 0,8535$), d.h. die Reihenfolge des Verabreichens hat keinen Einfluss auf das Ergebnis. Die verabreichte Dosis scheint

dagegen einen Einfluss auf die Laufaktivität zu haben ($df = 5$; $F = 3,5$; $p = 0,0115$). Aufgrund der Messwiederholung ist jedoch die Korrelationsstruktur der Daten zu berücksichtigen, d.h. der p -Wert muss korrigiert werden. Zu diesem Zweck errechnet SAS standardmäßig zwei Korrekturfaktoren, das Greenhouse-Geisser-Epsilon (ϵ_{GG}) und das Huynh-Feldt-Epsilon (ϵ_{HF}). Diese beiden Korrekturfaktoren führen zu adjustierten p -Werten, p_{GG} und p_{HF} (SAS INSTITUTE INC. 1992; GRAF & ORTSEIFEN 1995). Ob die adjustierten Werte verwendet werden dürfen, testet SAS in einem zusätzlichen Test, dem Sphärentest nach MAUCHLY (Mauchly's Kriterium). Der Sphärentest zeigt im hochsignifikanten Fall, dass auch die adjustierten p -Werte nur sehr vorsichtig interpretiert werden dürfen. Mit den vorliegenden Daten ergibt der Sphärentest, dass die Korrektur durchgeführt und die adjustierten p -Werte normal interpretiert werden dürfen (Sphärentest: $df = 14$; $\chi^2 = 23,05$; $p = 0,0594$). Die adjustierten p -Werte für den Faktor „Dosis“ sind $p_{GG} = 0,0293$ und $p_{HF} = 0,0115$ bei gleich bleibendem F -Wert. Die Dosis des Pflanzenschutzmittels hat demnach einen signifikanten Einfluss auf die Laufaktivität der Tiere.

Die Interaktion zwischen der Dosis und der Reihenfolge der Verabreichung ist hingegen ohne Auswirkungen auf das Verhalten, d.h. auch die Intensität der Verhaltensänderung ist in beiden Gruppen gleich ($df = 5$; $F = 0,70$; $p_{GG} = 0,5717$; $p_{HF} = 0,6263$).

Da der Faktor „Gruppe“ weder alleine noch in der Interaktion eine nachweisbare Auswirkung besitzt, kann er für die Analyse der Kontraste, d.h. der Beziehungen der einzelnen Dosierungen untereinander, außer acht gelassen werden.

Abbildung 40 zeigt die Entwicklung der transformierten Variablen v'_L abhängig von der verabreichten Dosis. Die Transformation ist so gewählt, dass der Verlauf dem der Originalvariablen entspricht, d.h. die Aktivität wird mit zunehmender Dosis geringer.

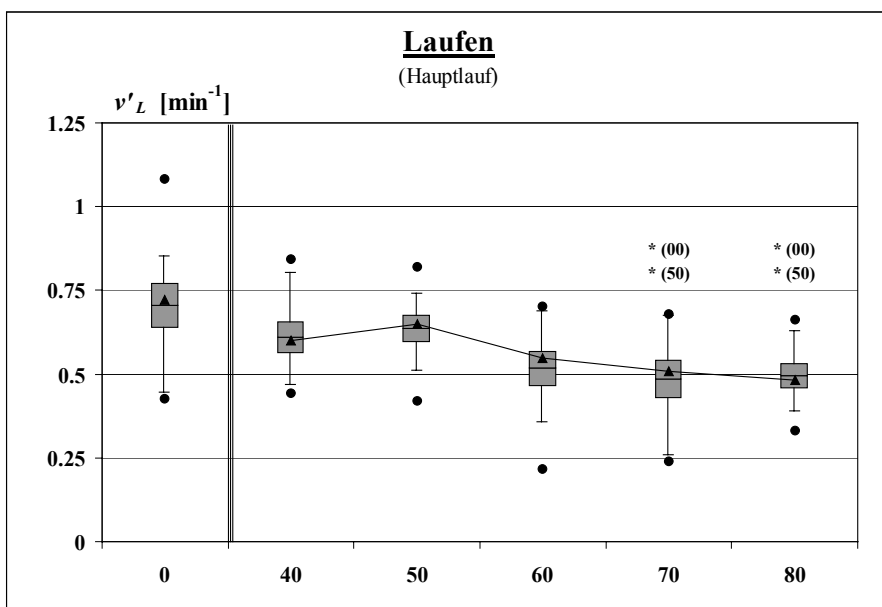


Abb. 41 Verteilung der transformierten Variable v'_L in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (\bar{x}) und die Extremwerte (\cdot). Signifikante Unterschiede sind mit * gekennzeichnet (in Klammern der Bezug).

Die Reaktionen auf die Dosis 70 mg kg^{-1} und 80 mg kg^{-1} zeigen signifikante Unterschiede zu den Dosen 0 mg kg^{-1} und 50 mg kg^{-1} :

Kontrast 70 – 00: $df = 1$; $F = 7,79$; $p = 0,0235$,

Kontrast 70 – 50: $df = 1$; $F = 5,75$; $p = 0,0433$,

Kontrast 80 – 00: $df = 1$; $F = 5,88$; $p = 0,0415$,

Kontrast 80 – 50: $df = 1$; $F = 10,51$; $p = 0,0119$.

Die Aktivität nimmt demnach mit zunehmender Dosis ab. Metaldehydgaben in Dosierungen von $70 - 80 \text{ mg kg}^{-1}$ zeigen bereits Auswirkungen auf die Laufaktivität der Tiere.

Dosis-Wirkungs-Analyse: Die VD_{50} wird für die Verringerung der Laufaktivität um 25 % berechnet. In Abbildung 41 ist der Anteil (p) der Tiere, die ihre Laufaktivität um 25 % verringern, in Abhängigkeit der Dosis dargestellt. Die obere und die untere Kurve geben die 95 %-Vertrauensintervalle an. Die Berechnung der Dosis-Wirkungs-Analyse ergibt eine VD_{50} von $64,9 \text{ mg kg}^{-1}$. Demnach zeigt eine Metaldehydaufnahme von bereits 65 mg kg^{-1} im Durchschnitt bei 50 % der Versuchstiere eine Reduzierung der Laufaktivität um 25 %.

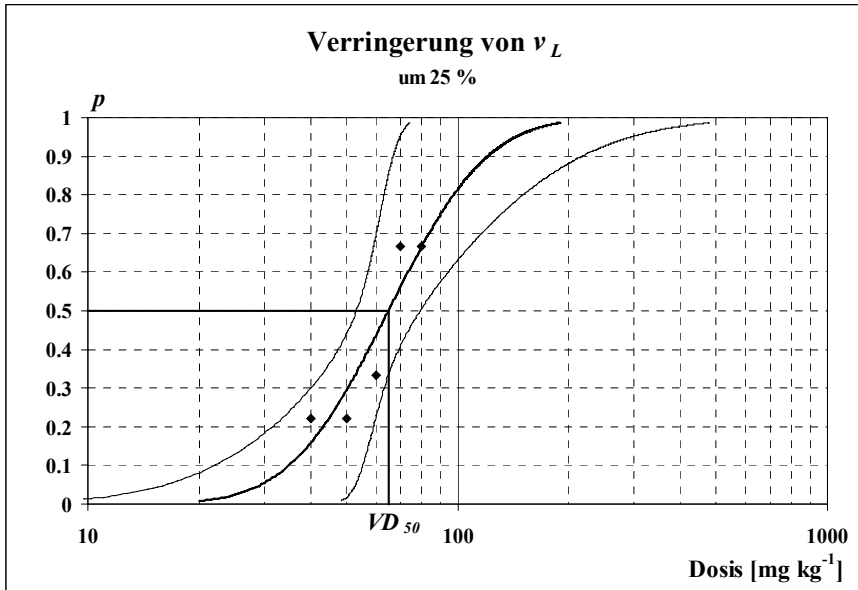


Abb. 42 Dosis-Wirkungs-Analyse für die Verhaltensweise „Aktivität – Laufen“. Als dichotomes Merkmal wird die Verringerung der Laufaktivität um 25 % eingesetzt. Die Konfidenzgrenzen sind für den 95 % - Bereich angegeben. Die Abszisse ist logarithmiert.

3.3.3.3 Multivariater Ansatz

Die transformierte Variable v'_L reicht, wie durch die Diskriminanzanalyse gezeigt, für die Erklärung der Unterschiedshypothese alleine aus. Die beiden Variablen t'_{S-mi} und v'_{S-mi} besitzen einen geringeren Einfluss auf die Trennung der Dosierungen. Dieser ist jedoch für beide Variablen fast gleich groß (t'_{S-mi} : $a_{11} = 0,5691$ und v'_{S-mi} : $a_{31} = 0,5870$; Gleichung 15). Eine univariate Varianzanalyse – für beide Variablen einzeln berechnet – zeigt keine signifikante Trennung der Dosen. Die Ergebnisse sind in Tabelle 7 dargestellt:

Tab. 71 Ergebnisse der univariaten Varianzanalyse für die Variablen t'_{S-mi} und v'_{S-mi} .

Variable	df	F-Wert	p_{GG}	p_{HF}
t'_{S-mi}	5	2,31	0,1034	0,0644
v'_{S-mi}	5	3,24	0,0569	0,0351

Nur für die Variable v'_{S-mi} ergibt sich eine Irrtumswahrscheinlichkeit $p_{HF} < 0,05$ (nach „Huynh-Feldt“-Korrektur). Da jedoch der Wert nach „Greenhouse-Geisser“ nicht signifikant ist und die Korrektur nach „Huynh-Feldt“ progressiver ausfällt, kann dieses Ergebnis nicht eindeutig als signifikant angesehen werden. Eine multivariate Auswertung beider Variablen zusammen führt hingegen zu einer signifikanten Trennung der Dosierungen, d.h. dass die Nullhypothese ($H_0 \hat{=} \text{Gleichheit der Mittelwertvektoren aller Gruppen}$) verworfen werden muss ($df = 5$; $F = 3,77$; $p_{GG} = 0,0281$; $p_{HF} = 0,0105$).

Eine Auswertung der Kontraste ergibt folgendes Bild: Die Reaktionen auf die Dosen 70 mg kg^{-1} und 80 mg kg^{-1} zeigen signifikante Unterschiede zu der Dosis 0 mg kg^{-1} :

Kontrast 70 – 00: $df = 1$; $F = 7,45$; $p = 0,0259$,

Kontrast 80 – 00: $df = 1$; $F = 8,39$; $p = 0,0200$.

Zusätzlich lassen sich auch noch signifikante Unterschiede zwischen den Dosisgruppen 0 mg kg^{-1} und 40 mg kg^{-1} , bzw. 50 mg kg^{-1} und 80 mg kg^{-1} finden:

Kontrast 40 – 00: $df = 1$; $F = 6,43$; $p = 0,0349$,

Kontrast 80 – 50: $df = 1$; $F = 6,72$; $p = 0,0320$.

Den Verlauf der beiden transformierten Variablen zeigen Abbildung 42 und Abbildung 43. Zur Interpretation der Ergebnisse muss berücksichtigt werden, dass bei der Transformation der Variablen v'_{s-mi} deren Kehrwert benutzt wird. Die Aktivität beim Sitzen nimmt demnach mit zunehmender Dosis ab (s. a. Abbildung 34, unten).

Die Tiere verbringen demnach mehr Zeit mit „Sitzen“, jedoch nehmen die Bewegungen dabei ab. Beide Variablen allein reichen nicht, um einen signifikanten Unterschied zwischen den Dosen zu zeigen. Die Kombination zeigt jedoch, dass die Igel durch das Pflanzenschutzmittel ruhiger werden und länger am Ort bleiben.

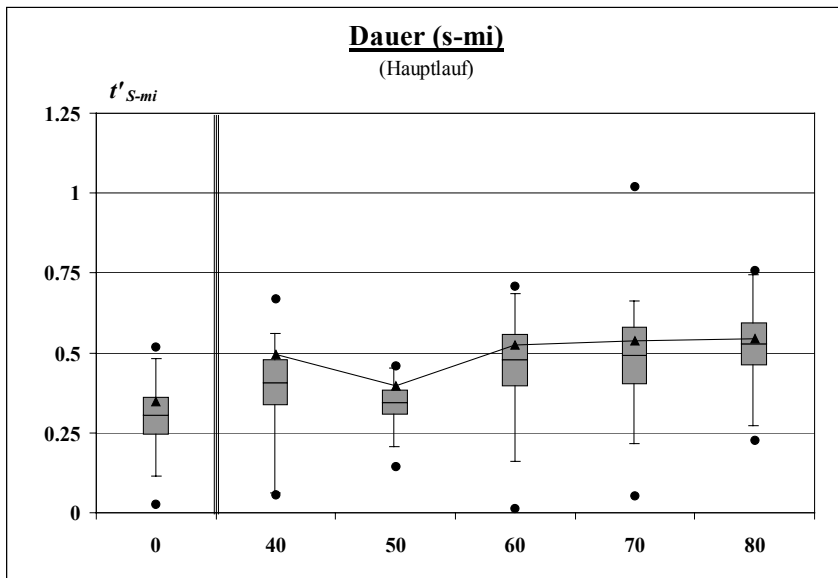


Abb. 43 Verteilung der transformierten Variable t'_{s-mi} in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\wedge).

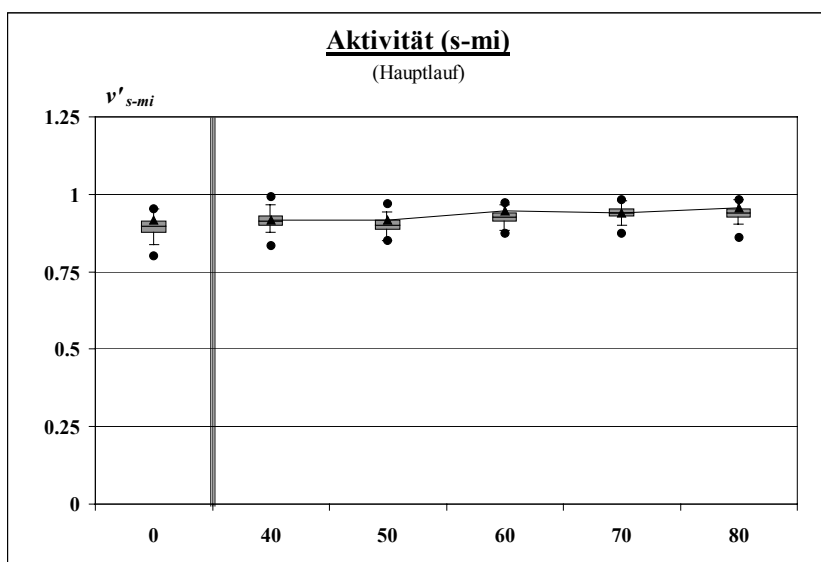


Abb. 44 Verteilung der transformierten Variable v'_{s-mi} in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\wedge). Zu beachten ist, dass die Variable durch die Transformation invertiert wurde. Die Aktivität nimmt demnach mit zunehmender Dosis ab.

Der Grund für die bessere Trennung der Dosen durch zwei Variablen ist in Abbildung 44 dargestellt. Auf der Abszisse ist die Zeit aufgetragen, die die Tiere mit „Sitzen, mit Aktivität“ verbringen, auf der Ordinate die entsprechende Aktivität. Zur besseren Übersicht sind nur die Daten für die Dosen 0, 70 und 80 mg kg⁻¹ eingetragen. Jeder der kleinen Punkte zeigt den Wert für ein Tier, die großen Punkte sind die Gruppenmittelwerte. Die kleinen Grafiken an den Achsen zeigen die Verteilungen der gemessenen Werte eindimensional, die große Grafik zweidimensional.

Die eindimensionalen Grafiken lassen keine Trennung zwischen den Dosierungen erkennen. Die einzelnen Werte streuen sehr stark und überlappen sich dementsprechend. In der zweidimensionalen Darstellung wird eine Trennung sichtbar. Deutlich sind die Werte der Dosis 0 mg kg⁻¹ im unteren linken Bereich (weiße Punkte) und die der anderen beiden Dosen im oberen rechten Bereich angeordnet (graue und schwarze Punkte).

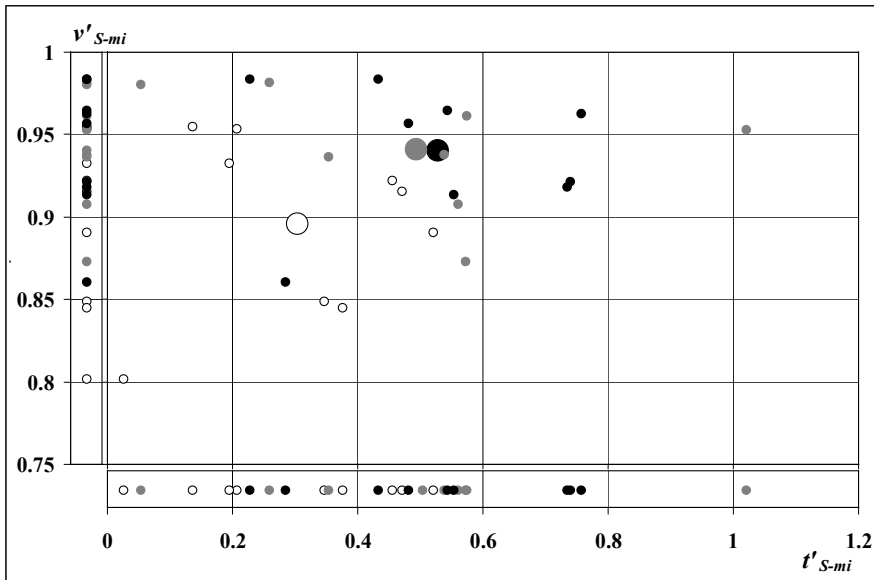


Abb. 45 Ein- und zweidimensionale Darstellung der transformierten Variablen t'_{s-mi} und v'_{s-mi} . Kleine Punkte: Werte einzelner Tiere; Große Punkte: Gruppenmittelwerte; Dargestellt sind nur die Dosierungen 0 mg kg⁻¹ (○), 70 mg kg⁻¹ (●) und 80 mg kg⁻¹ (●).

3.3.4 Übersicht

Von den untersuchten Variablen werden nur die Aktivitäten, die Dauer und die Ambulationen von „Laufen“ (l-mi, l-oh und stgo) und „Sitzen – mit Aktivität“ (s-mi) in allen Läufen gezeigt und somit aussagekräftig. Die anderen Verhaltensweisen werden entweder nicht von allen Igel oder nicht in allen Läufen gezeigt. Hierzu zählen:

- | | | |
|-------------------|---------------------------|--------|
| Sitzen: | „Sitzen – ohne Aktivität“ | (s-oh) |
| | „Recken – in der Ecke“ | (ecke) |
| | „Recken – an der Seite“ | (seit) |
| Komfort: | „Knabbern“ | (knab) |
| | „Kratzen“ | (krat) |
| | „Schütteln“ | (schü) |
| | „Strecken“ | (strk) |
| Sonstiges: | „Urinieren“ | (urie) |
| | „Defäkation“ | (kotn) |
| | „Selbstbespeicheln“ | (spei) |

Diese nicht in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen können nicht mit einem parametrischen Test überprüft werden, da sie weder der Normalverteilungsannahme genügen noch durch eine Transformation entsprechend angepasst werden können. Zudem sind die Variationen in den einzelnen Stichproben sehr groß, so dass keine der genannten Verhaltensweisen im Friedman-Test ein signifikantes Ergebnis im Dosisverlauf zeigt. Lediglich in der Verhaltensweise „Recken“ ist ein Trend zu einem selteneren Auftreten zu erkennen, der proportional zur allgemeinen Abnahme der Aktivität verläuft.

Von den oben genannten, in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen lassen sich nur die Aktivitäten für „Laufen“ und „s-mi“, bzw. die Dauer für „s-mi“ durch normalisierende Transformationen an eine Normalverteilung anpassen. Die Ambulationen bei „Laufen“ und „s-mi“ sowie die Dauer für „Laufen“ zeigen zu hohe Variationen, so dass eine Transformation nicht möglich ist.

Die Aktivität bei „Laufen“ (v'_L) zeigt allein bereits signifikante Unterschiede zwischen den Dosierungen. Entsprechend der Diskriminanzanalyse hat diese Variable auch den größten Anteil an der Trennung der Dosen. Die Igel verringern ihre Laufaktivität in einem Bereich ab 70 mg kg^{-1} signifikant. Wie die Dosis-Wirkungsanalyse zeigt, ergibt sich bei 50 % der Versuchstieren eine Verringerung der Laufaktivität um 25 % bei einer Dosis von $64,9 \text{ mg kg}^{-1}$.

Die beiden anderen Variablen (t'_{s-mi} und v'_{s-mi}) zeigen jeweils allein keine signifikante Trennung der Dosierungen. Eine multivariate Auswertung beider Variablen zeigt jedoch einen signifikanten Einfluss der Giftmenge. Die Tiere verbringen mit zunehmender Dosis mehr Zeit mit „Sitzen“, die Aktivität nimmt dabei jedoch ab.

3.4 Schrittanalyse

Von den neun im Hauptversuch untersuchten Igel haben nur sechs Tiere (A4, A6, A7, B1, B2 und B3) vollständige Läufe im Laufsteg bei allen Dosen gezeigt. Die anderen Tiere sind bei wenigstens einer Dosis nicht gelaufen und werden aus diesem Grund in der Schrittanalyse nicht berücksichtigt.

Schrittlänge: Von den gemessenen Parametern verändert sich die Schrittlänge am stärksten. Sowohl vorne (Abbildung 45) als auch hinten (Abbildung 46) zeigt sich eine Verkürzung der Schrittlänge mit zunehmender Dosis. Die vordere Schrittlänge reduziert sich von durchschnittlich $b = 130 \text{ mm}$ auf weniger als 100 mm , d.h. die Schritte sind bei einer Giftgabe von 80 mg kg^{-1} im Mittel um gut 3 cm kürzer, was einer Verringerung von 25 % entspricht. Hierbei zeigen die Tiere eine nur geringe Variation untereinander, so dass der Friedman-Test ein signifikantes Ergebnis zeigt, d.h. die Nullhypothese – Metaldehyd hat keine Auswirkung auf die Schrittlänge – wird verworfen ($\chi^2 = 21,9; n = 6; k = 6; p = 0,0005$). Die Schrittlänge der Hinterbeine reduziert sich ebenfalls von durchschnittlich $b = 130 \text{ mm}$ (0 mg kg^{-1}) auf unter 100 mm (80 mg kg^{-1}) um ca. $3,5 \text{ cm}$, was einer Verkürzung von 27 % entspricht.

Die hinteren Schrittlängen liegen im gleichen Größenbereich wie die vorderen. Das ist auch zu erwarten, da verschiedenen Schrittlängen hinten und vorne zu einer Streckung bzw. Stauchung des Tieres führen würden. Um dies zu verhindern, müssten die Igel vorne und hinten mit unterschiedlichen Schrittfrequenzen laufen. Solche Asymmetrien treten jedoch nicht auf. Auch für die hintere Schrittlänge zeigt sich ein signifikantes Ergebnis ($\chi^2 = 19,8; n = 6; k = 6; p = 0,0014$), d.h. das Metaldehyd erzeugt ebenfalls eine Verringerung in der hinteren Schrittlänge, was bei Abhängigkeit von der vorderen Schrittlänge auch zu erwarten ist. Der Vollständigkeit halber werden dennoch die vordere und die hintere Schrittlänge getrennt untersucht. Die Schrittlängen zeigen eine hohe Homogenität. In Abbildung 47 (vordere Schritte) und Abbildung 48 (hintere Schritte) sind die Verläufe der Einzeldaten aller Tiere dargestellt. Die Einzeldaten zeigen, abgesehen von der individuellen Länge, eine gleichmäßige Reaktion auf die Giftgabe. Diese gleichmäßige Veränderung bei alle Tieren ist die Ursache für die hohe Signifikanz, obwohl nur eine geringe Anzahl an Versuchstieren zur Verfügung stand.

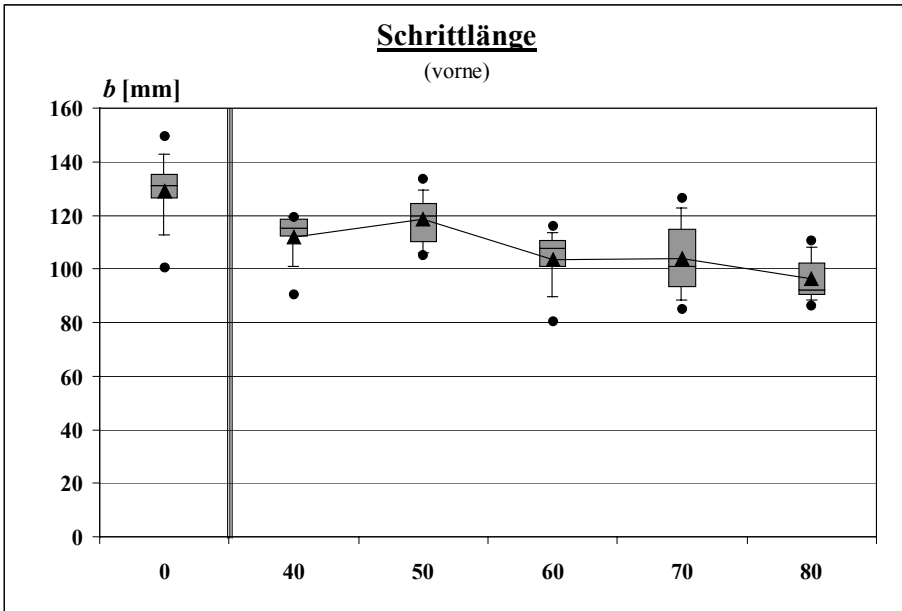


Abb. 46 Verteilung der vorderen Schrittlänge b [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg⁻¹]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\cdot).

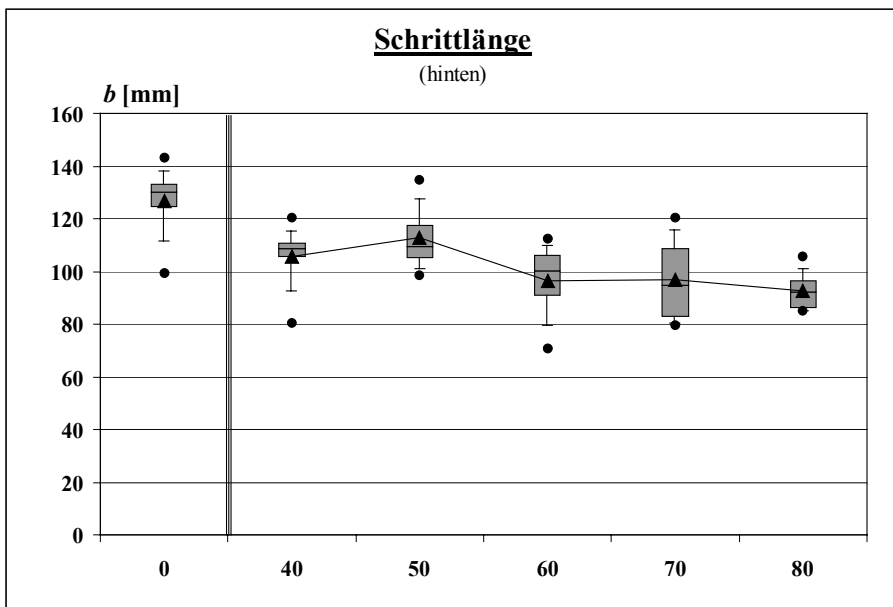


Abb. 47 Verteilung der hinteren Schrittlänge b [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg⁻¹]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\cdot).

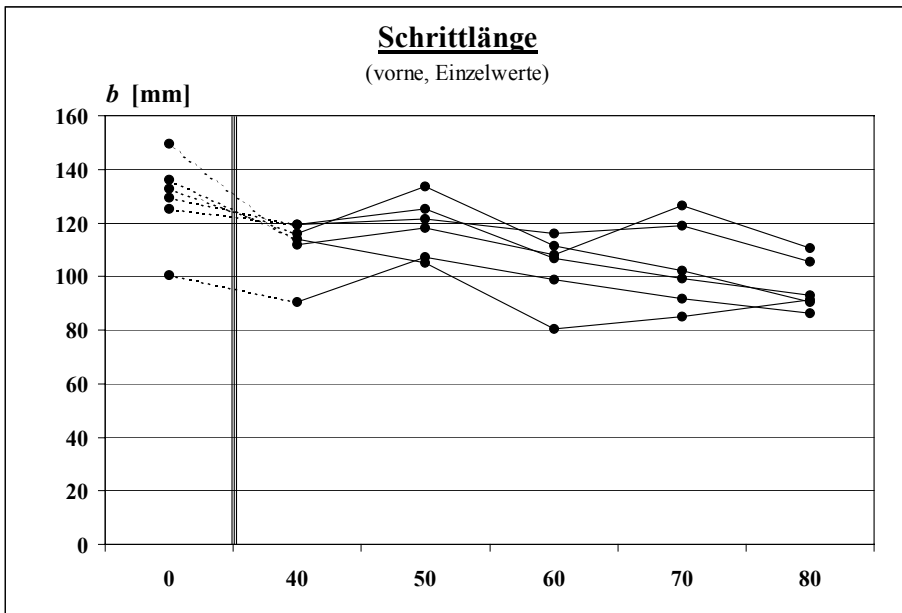


Abb. 48 Verlauf der Einzelwerte für die vordere Schrittlänge b [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Jeder Wert (•) stellt den Mittelwert aller Schritte für einen Igel bei einer Dosis dar. Zwischen 0 und 40 mg kg^{-1} ist die Skala unterbrochen.

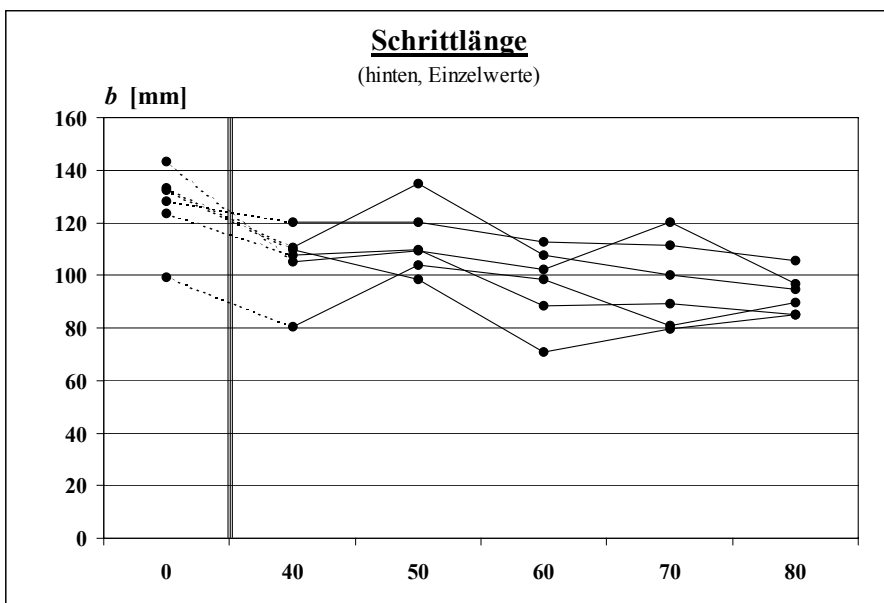


Abb. 49 Verlauf der Einzelwerte für die hintere Schrittlänge b [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Jeder Wert (•) stellt den Mittelwert aller Schritte für einen Igel bei einer Dosis dar. Zwischen 0 und 40 mg kg^{-1} ist die Skala unterbrochen.

Schrittbreite: Die vordere Schrittbreite wird ebenfalls vom Metaldehyd beeinflusst ($\chi^2 = 11,4$; $n = 6$; $k = 6$; $p = 0,0435$). Wie Abbildung 49 zeigt, werden die Schritte mit zunehmender Giftdosis breiter. Der niedrige χ^2 -Wert und die Irrtumswahrscheinlichkeit, die nur geringfügig unter der Signifikanzgrenze von $p = 0,05$ liegt, zeigen jedoch, dass es sich hierbei nur um einen schwachen Effekt handelt. Die Streuungen der Werte innerhalb der einzelnen Dosen ist deutlich größer als bei der Schrittlänge. So liegt der Wertebereich der Einzelwerte in allen Dosierungen bei ca. 50 % des Maximalwertes. Das bedeutet, dass die Tiere deutlich unterschiedlich breite Schritte machen. Wie in Abbildung 50 sichtbar ist, steigt die Schrittbreite bei fünf der sechs Tiere mehr oder weniger gleichmäßig an. Aufgrund der wiederholten Messung zeigt der Friedman-Test trotz der hohen interindividuellen Schwankungen ein signifikantes Ergebnis. Im Gegensatz dazu zeigen die Tiere in der hinteren Schrittbreite ein indifferentes Muster (Ab-

bildung 51). Bei drei Tieren steigt die Schrittbreite mit zunehmender Dosis eher an, bei den anderen drei Tieren zeigt sich sogar ein Trend zu schmalere Schritten (Abbildung 52). Signifikante Unterschiede in der hinteren Schrittbreite sind daher nicht erkennbar ($\chi^2 = 5,7; n = 6; k = 6; p = 0,3350$).

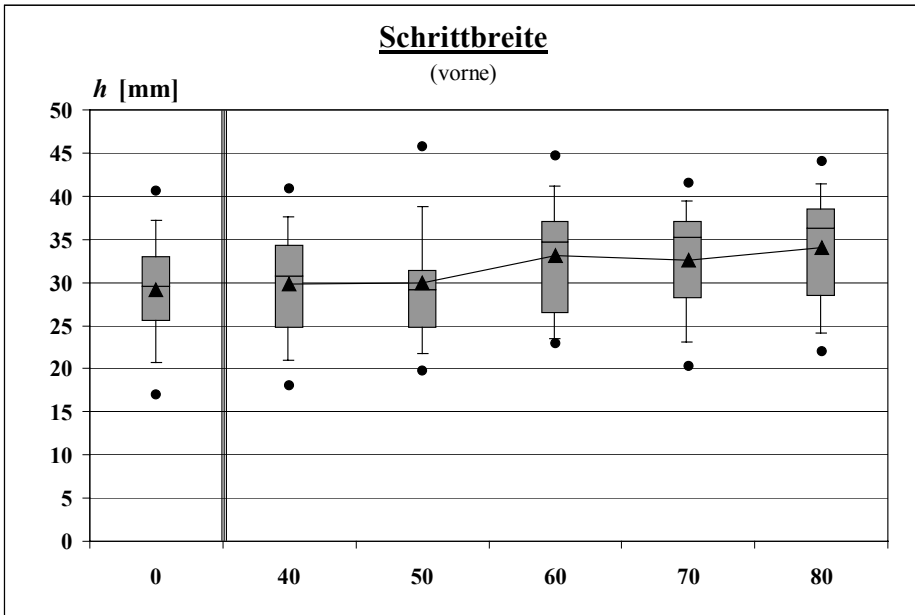


Abb. 50 Verteilung der vorderen Schrittbreite h [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\cdot).

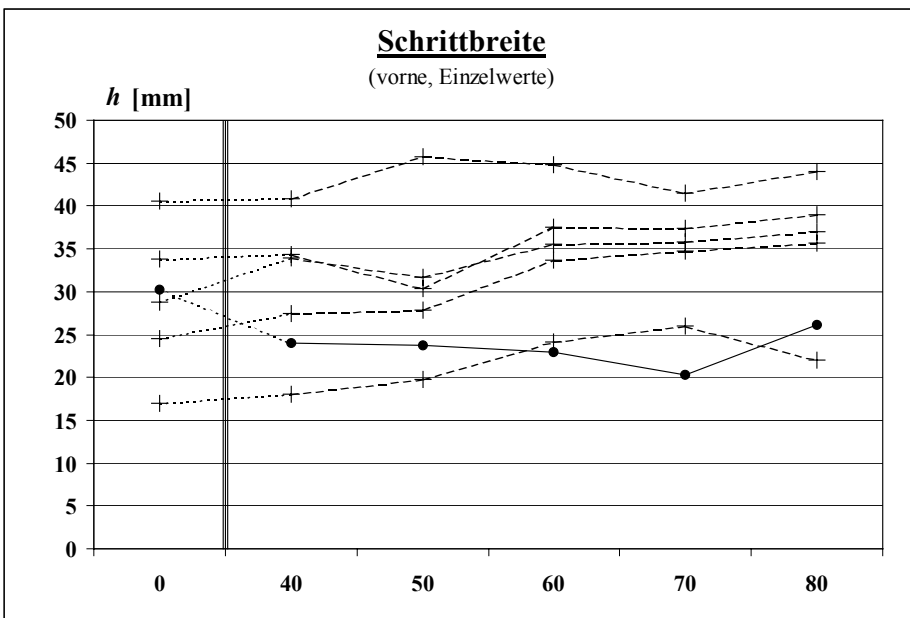


Abb. 51 Verlauf der Einzelwerte für die vordere Schrittbreite h [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Jeder Wert (+ bzw. \wedge) stellt den Mittelwert aller Schritte für einen Igel bei einer Dosis dar. (+): mit zunehmender Dosis steigender Trend; (\wedge): mit zunehmender Dosis fallender Trend. Zwischen 0 und 40 mg kg^{-1} ist die Skala unterbrochen.

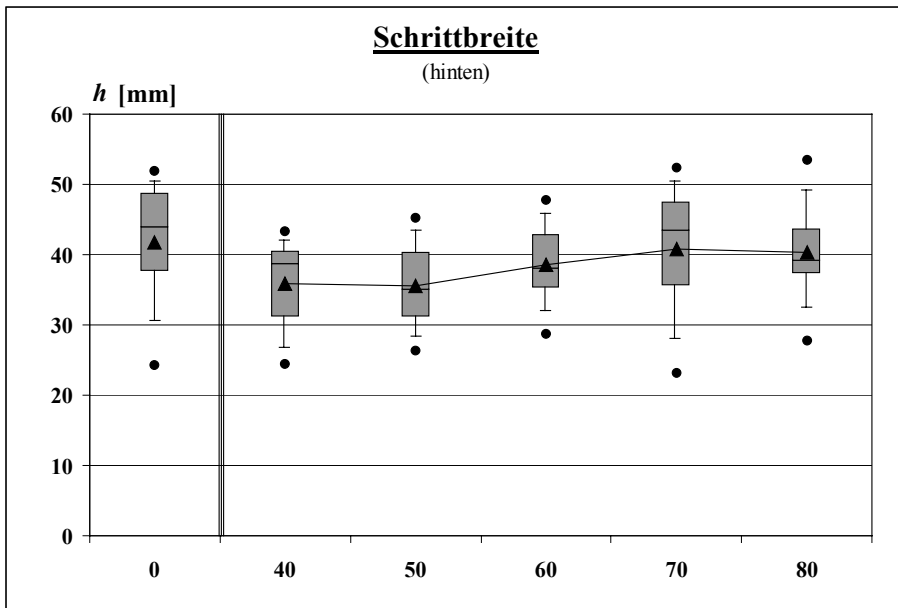


Abb. 52 Verteilung der hinteren Schrittbreite h [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\cdot).

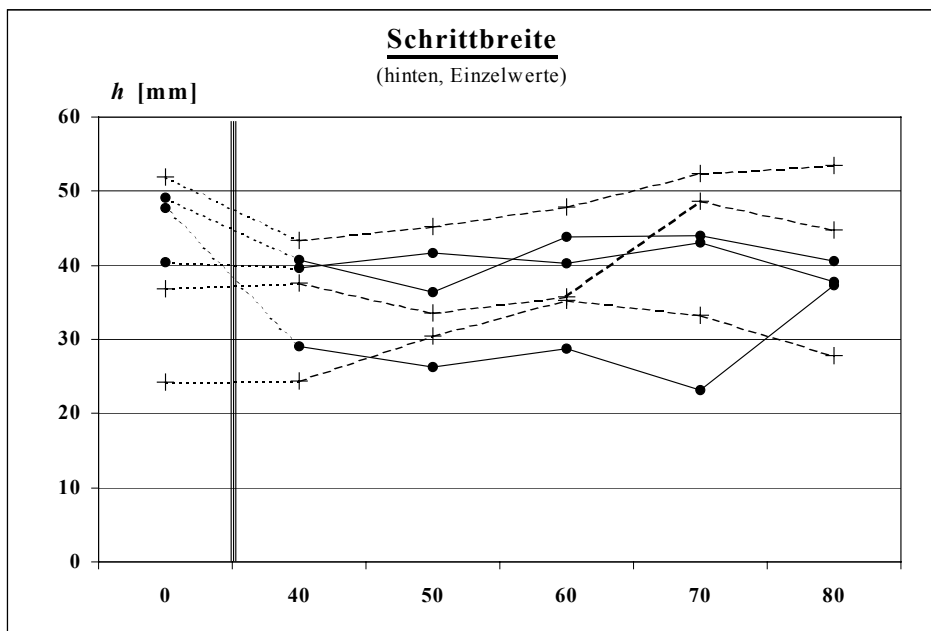


Abb. 53 Verlauf der Einzelwerte für die hintere Schrittbreite h [mm] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg^{-1}]. Jeder Wert (+ bzw. \wedge) stellt den Mittelwert aller Schritte für einen Igel bei einer Dosis dar. (+): mit zunehmender Dosis steigender Trend; (\wedge): mit zunehmender Dosis fallender Trend. Zwischen 0 und 40 mg kg^{-1} ist die Skala unterbrochen.

Winkeldifferenz: In Abbildung 53 ist die vordere absolute Winkeldifferenz, in Abbildung 54 die hintere absolute Winkeldifferenz aufgetragen. Die Werte zeigen sowohl vorne als auch hinten über den ganzen Dosisbereich hin ein annähernd konstantes Niveau (mit einem Ausreißer bei der Dosis 50 mg kg^{-1}). Im Idealfall ist ein Schritt symmetrisch, d.h. die Bewegung des einen Beines ist genauso lang wie die des zweiten; es resultiert ein gleichschenkliges Schrittdreieck. Geringfügige Abweichungen von dieser Symmetrie sind in der Praxis zu erwarten. Eine Steigerung dieser Abweichungen kann für einen Dosisbereich bis 80 mg kg^{-1} weder für die vorderen noch für die hinteren Schritte nachgewiesen werden (**vorne:**

$\chi^2 = 8,8$; $n = 6$; $k = 6$; $p = 0,1189$; **hinten:** $\chi^2 = 1,0$; $n = 6$; $k = 6$; $p = 0,9586$). Abb. 56 und Abb. 57 zeigen, dass die Einzelwerte innerhalb der Tiere stark streuen. Ein schwacher Trend hin zu größeren Winkeldifferenzen bei steigender Dosierung in der Gesamtverteilung wird durch die starke Streuung der Einzelwerte überdeckt.

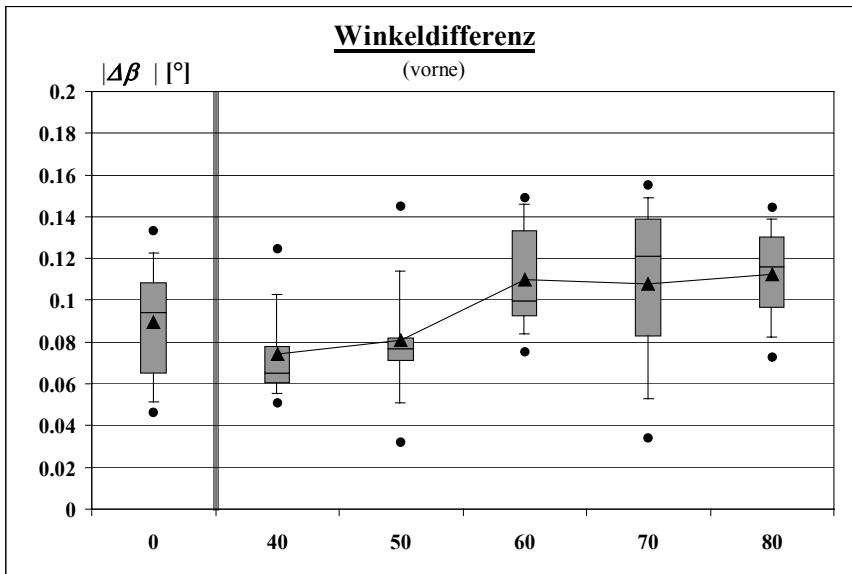


Abb. 54 Verteilung der vorderen absoluten Winkeldifferenz $|\Delta\beta| [^\circ]$ in Abhängigkeit der Dosierungen $[\text{mg kg}^{-1}]$. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\cdot).

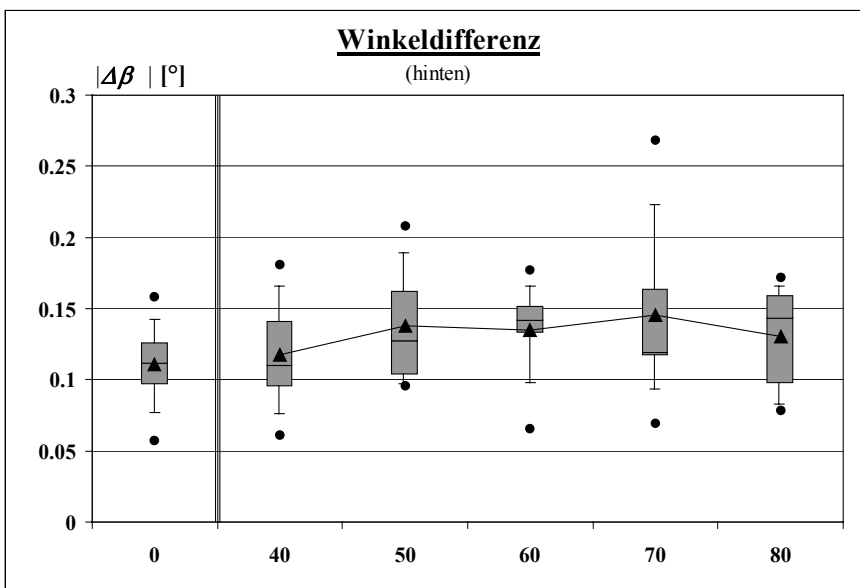


Abb. 55 Verteilung der hinteren absoluten Winkeldifferenz $|\Delta\beta| [^\circ]$ in Abhängigkeit der Dosierungen $[\text{mg kg}^{-1}]$. Dargestellt sind die Quartile (Box), 10 %- und 90 %- Quantil (Whiskers), der Mittelwert (κ) und die Extremwerte (\cdot).

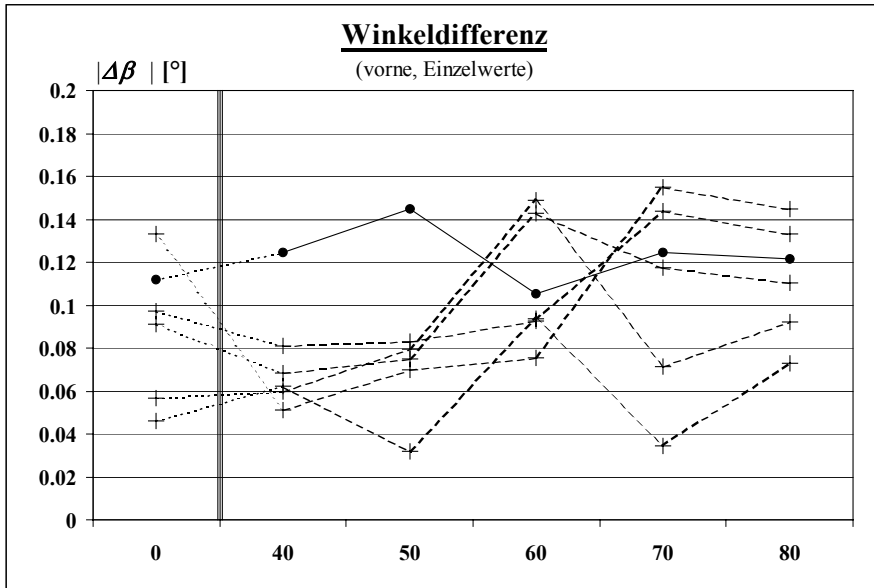


Abb. 56 Verlauf der Einzelwerte für die vordere absolute Winkeldifferenz $|\Delta\beta|$ [°] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg⁻¹]. Jeder Wert (+ bzw. ˘) stellt den Mittelwert aller Schritte für einen Igel bei einer Dosis dar.
 (+): mit zunehmender Dosis steigender Trend;
 (˘): mit zunehmender Dosis fallender Trend.
 Zwischen 0 und 40 mg kg⁻¹ ist die Skala unterbrochen.

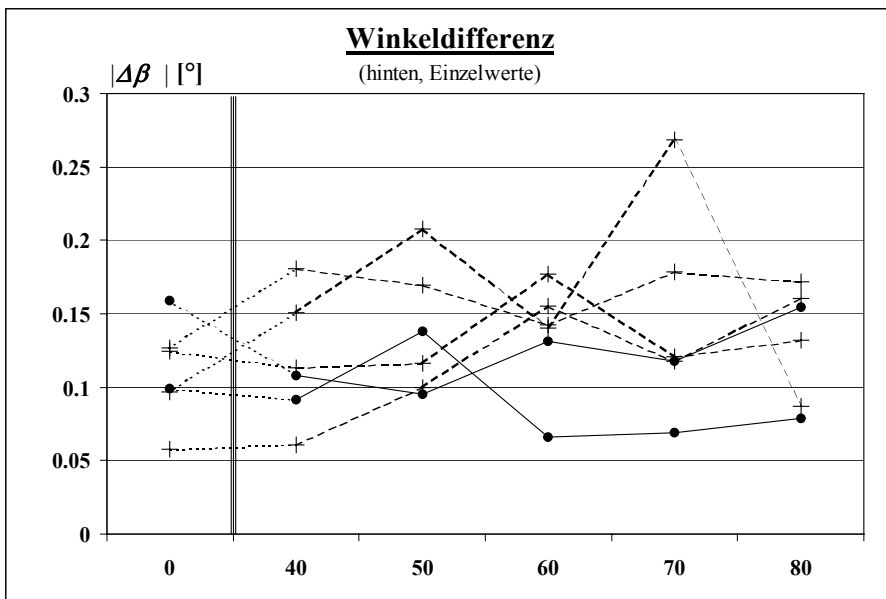


Abb. 57 Verlauf der Einzelwerte für die hintere absolute Winkeldifferenz $|\Delta\beta|$ [°] in Abhängigkeit der Dosierungen [mg kg⁻¹]. Jeder Wert (+ bzw. ˘) stellt den Mittelwert aller Schritte für einen Igel bei einer Dosis dar.
 (+): mit zunehmender Dosis steigender Trend;
 (˘): mit zunehmender Dosis fallender Trend.
 Zwischen 0 und 40 mg kg⁻¹ ist die Skala unterbrochen.

3.5 Fütterungsversuche

Jedes der Tiere hat von den Schnecken gefressen, jedoch nur in vier Fällen werden alle Schnecken verzehrt. Die Anzahl der gefressenen Schnecken, der gefressenen Körner und die durchschnittlichen Anteile der gefressenen Körner [%] zeigt Tabelle 8.

Tab. 8 Anzahl der gefressenen Schnecken und der gefressenen Körner in Abhängigkeit der verschiedenen Abstände zwischen Korn und Schnecke. Es sind jeweils 20 Schnecken und 20 Schneckenkörner angeboten worden. Die Prozentwerte stellen gewichtete Mittelwerte dar.

Igel Nr.	<u>Abstände d [cm]</u>							
	2,0		1,0		0,5		0	
	gefressene Schnecken	gefressene Körner	gefressene Schnecken	gefressene Körner	gefressene Schnecken	gefressene Körner	gefressene Schnecken	gefressene Körner
1	20	0	20	0	20	4	19	4
2	20	0	18	0	18	6	16	14
3	15	0	2	2	12	0	9	4
4	8	0	2	0	9	2	5	5
Σ	63	0	42	2	59	12	49	27
\bar{x} :	0 %		4,8 %		20,3 %		55,1 %	

Schneckenkörner, die 2 cm von den Schnecken entfernt liegen, werden von den Igeln nicht gefressen. Bei einer Distanz von $d = 1$ cm hat nur ein Igel zwei Körner gefressen, jedoch insgesamt auch nur zwei Schnecken. Bei der nächst niedrigeren Distanz hat dieser Igel 12 Schnecken, aber keine Körner verzehrt. Die anderen Igel fressen zusammen 12 Schnecken, der gewichtete Mittelwert ergibt 20,3 %. Liegen die Körner direkt an den Schnecken, so werden gut die Hälfte aller Körner mit gefressen (55,1 %). Wie Abbildung 57 zeigt, werden Schneckenkörner, die weiter als 2 cm von einer Schnecke entfernt liegen, nicht mehr mit gefressen. Je näher die Körner an den Schnecken liegen, desto größer ist die Wahrscheinlichkeit, dass ein Igel ein Korn vollständig mit frisst.

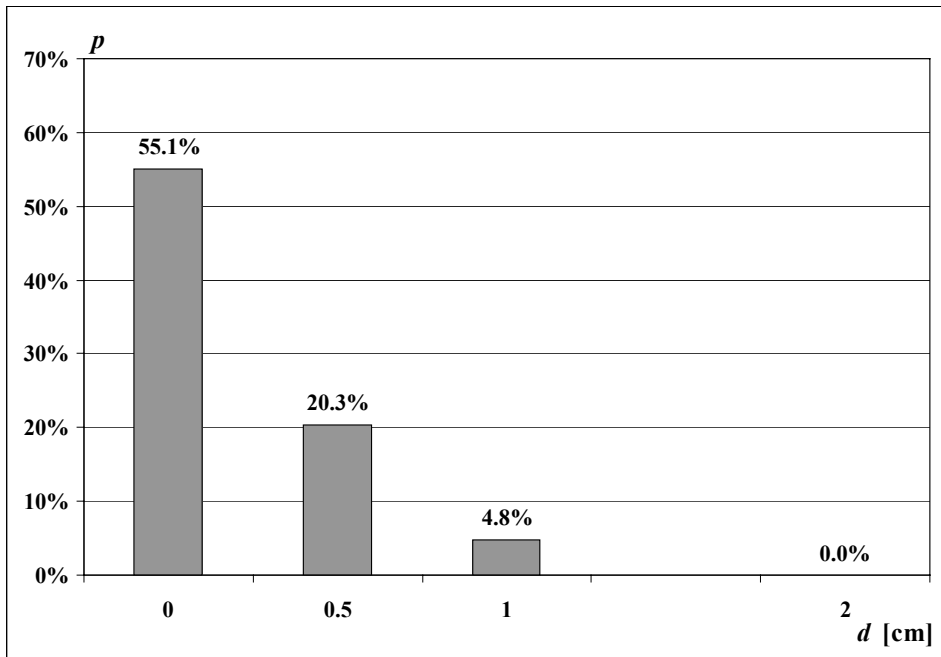


Abb. 58 Anteil der gefressenen Körner in Abhängigkeit des Abstandes zur Schnecke. Die Prozentwerte stellen gewichtete Mittelwerte dar. Die Gewichtungen ergeben sich für jedes Tier und jeden Abstand aus der Anzahl der gefressenen Schnecken.

4 Diskussion

Die folgende Diskussion beinhaltet zwei Bereiche. Zu Beginn werde ich auf die Kriterien zur Auswahl der Tiere und auf den verwendeten Dosisbereich eingehen, sowie die ausgearbeiteten Methoden „Open-Field“ und „Schrittanalyse“ beschreiben und deren Vor- und Nachteile gegenüberstellen (Kap. 4.1 - 4.6). Danach diskutiere ich die Ergebnisse und ihre Bedeutung für die Igel als Nichtzielorganismen (Kap. 4.7).

4.1 Fang der Tiere

Die Aktivität von Igel wird in der Literatur nicht einheitlich beschrieben. Während z.B. HERTER (1934) drei Aktivitätsmaxima findet, zeigt sich durch spätere Arbeiten, dass Igel in der ganzen Nacht aktiv sind und Unterschiede vor allem auf ihre Individualität zurückzuführen sind (PODUSCHKA 1969, SABOUREAU et al. 1979, BERTHOUD 1982 und BOITANI & REGGIANI 1984). Der Fang der Tiere kann demnach in der ganzen Nacht erfolgen. Die oben angegebenen Fanggebiete im Stadtgebiet Münster sind bis in den späten Abend von Passanten stark genutzt. Aus diesem Grund ist eine Durchführung des Fanges vor 1⁰⁰ nachts ohne Störung nicht möglich.

Durch die zeitliche Trennung der beiden Fangaktionen im dritten Jahr und die räumliche Trennung zu der Fangaktion im zweiten Jahr werden Doppelfänge ausgeschlossen.

Für die Versuche verwende ich ausschließlich RR Tiere. Hierfür sind zwei Gründe ausschlaggebend:

1. Für die Untersuchungen stehen nur wenige Tiere zur Verfügung. Geschlechtliche Unterschiede können mit so geringen Stichprobengrößen nicht deutlich herausgearbeitet werden. Aufgrund der sehr hohen interindividuellen Varianz ist es sinnvoll, sich auf wenige Aspekte zu beschränken; mögliche geschlechtliche Unterschiede werden daher nicht erfasst.
2. Igelweibchen sind im Frühsommer bis Sommer entweder trächtig oder führend. Der Fang von QQ Individuen hätte daher negative Auswirkungen auf deren Nachwuchs.

Laut ESSER (1984) zeigen QQ außerhalb der Fortpflanzungszeit höhere Aktivitäten als RR. Dieser Befund bestätigt sich auch in meinen Fangaktionen im Mai und Ende August 1995. Deutlich mehr als die Hälfte der aufgegriffenen Igel sind QQ.

Igel sind in freier Wildbahn mehr oder weniger stark von Parasiten befallen. Ein geringer Befall beeinträchtigt die Tiere nicht, starker Befall kann jedoch die Konstitution der Tiere stark beeinträchtigen. Ein solcher Effekt darf sich in den Ergebnissen der Untersuchung nicht niederschlagen. Da eine weitergehende Untersuchung der Tiere während des Fanges nicht möglich ist, kann zu diesem Zeitpunkt nur auf offensichtliche gesundheitliche Mängel geachtet werden. Tiere, die nach augenscheinlicher Betrachtung zu klein bzw. zu leicht erscheinen, verbleiben im Freiland. Das Gleiche gilt für Igel mit zu starkem Parasitenbefall. Der Befall mit Ektoparasiten kann behandelt werden, Endoparasiten, wie z.B. der Igellungenwurm, sind nur durch tierärztliche Behandlungen zu heilen. Tiere, die in Gefangenschaft das Futter annehmen und einen gesunden Allgemeinzustand zeigen, werden vor den Versuchen von Ektoparasiten befreit. Tierärztliche Behandlungen waren für die Versuchstiere nicht nötig.

4.2 Ermittlung der Schwellendosis

Igel kommen in ihrem Lebensraum mit natürlichen Giften in Berührung. Gegen einige dieser Gifte haben sie eine besondere Resistenz ausgebildet. So beschreibt HERTER (1957) die Aufnahme von Ölkäfern (*Meloidae, Coleoptera*) als Nahrung. Das in den Käfern enthaltene Gift *Cantharidin* ist bereits bei einer Dosis von 0,03 mg kg⁻¹ für den Menschen tödlich. Die letale Dosis für Igel beträgt hingegen 140 mg kg⁻¹ (PAULUS 1994). VERSLUYS (1975, zitiert bei REEVE 1994) gibt an, dass eine Injektion von 72 mg Bienengift keinerlei klinische Symptome bei den Igel auslöst. Ebenso sind Igel relativ unempfindlich gegen einige bakterielle Gifte wie das Tetanustoxin (*Clostridium tetani*), von dem sie eine 7000-fach höhere Menge tolerieren als der Mensch (BURTON 1969 und VERSLUYS 1975, beide zitiert bei REEVE 1994). Auch andere Igelarten scheinen bestimmte Gifte zu tolerieren. BRODIE (1977) beschreibt, wie Afrikanische Igel (*Atelerix pruneri* = *A. albiventris* (WAGNER)) und Langohrigel (*Hemiechinus auritus* (GMELIN)) die Haut von Kröten der Gattung *Bufo* bekauen und das darin enthaltene giftige Sekret durch Selbstbespeicheln auf den Stacheln verteilen und zur eigenen Verteidigung benutzen. Auch wenn es sich

hier wohl nur um einen Nebeneffekt des Selbstbespeichelns handelt (REEVE 1995), nehmen die Igel durch das Kauen der Haut Gifte auf, ohne selber geschädigt zu werden.

Wie in Kap. 1.4 bereits beschrieben, treten bei Igeln durchaus Todesfälle durch Vergiftung auf, so dass von einer universellen Resistenz der Tiere keine Rede sein kann. Die Tiere besitzen auch gegen das Metaldehyd keine gesteigerte Toleranz. Die akute LD_{50} (oral) ist für Igel bisher nicht bestimmt worden. KEYMER et al. (1991) vermuten die letale Dosis von Schneckenkorn für den Igel bei ca. 5 g pro kg Körpergewicht. Bei einem typischen Wirkstoffgehalt von 6 % entspricht das einer letalen Wirkstoffdosis von 300 mg kg^{-1} . Diese Dosis liegt, verglichen mit den LD_{50} -Werten (oral) anderer Tiere, eher niedrig (Tabelle 9).

Tab. 9 Akute orale LD_{50} -Werte von Metaldehyd für Kleintiere nach verschiedenen Autoren. Die Dosen sind angegeben in $[\text{mg kg}^{-1}]$ bezogen auf das Körpergewicht.

$LD_{50}(\text{oral})$	VERSCHUUREN et al. (1975)	DAUNDERER (1985)	BOOZE & OEHME (1985) ³⁾	FIRTH (1992)
Ratte	690 ¹⁾	750	227 - 690	—
Hund	210 ²⁾	600 - 1000	100 - 1000	210 - 600 ⁴⁾
Maus	—	—	200	—
Kaninchen	1250 ¹⁾	—	290 - 1250	—
Meerschweinchen	400 - 700 ¹⁾	—	175 - 700	—

Werte gemessen von:

¹⁾ VAN ESCH (1960, zitiert bei VERSCHUUREN et al. 1975)

²⁾ VILLAUME (1951, zitiert bei VERSCHUUREN et al. 1975)

³⁾ verschiedenen Autoren, zitiert bei BOOZE & OEHME (1985)

⁴⁾ HATCH (1988, zitiert bei FIRTH 1992)

Hinsichtlich einer möglichen Schwellendosis des Metaldehyds, ab der Änderungen im Verhalten von Igel auf treten, ist bisher nichts bekannt. Die von KEYMER et al. geschätzte LD_{50} lässt auf eine eher hohe Empfindlichkeit gegenüber Metaldehyd schließen. Ich habe mich daher langsam einer Dosierung genähert, in der die Igel v.a. Veränderungen in der Ambulation und in den Zeiten, die sie mit Laufen bzw. mit Sitzen verbringen, zeigen. Die Dosen von $5 - 20 \text{ mg kg}^{-1}$ zeigen keine auffälligen Veränderungen in den Testläufen gegenüber den direkten Vergleichsläufen, in denen das Mittel nicht appliziert wurde. Eine deutliche Verringerung der Ambulation zeigen zwei Igel, denen eine Dosis von 40 mg kg^{-1} verabreicht wurde (V5 und V2 (40)). Die Laufstrecke reduziert sich auf weniger als 10 % des Vergleichslaufes. Ein ähnliches Bild zeigt sich beim „Sitzen – ohne Aktivität“. Die Zeit, in der die Tiere regungslos am Ort sitzen, steigert sich bei drei Igel in hohem Maße (V5, V2 (40) und V6): Ein Tier zeigt diese Verhaltensweise im Vergleichslauf kaum und bleibt nach der Applikation länger als die Hälfte der Laufzeit ohne Bewegung am Ort (V5).

Aufgrund der geringen Individuenzahl zeigen die Daten des Vorversuches keinerlei statistische Signifikanz. Ein Trend in der Veränderung der betrachteten Variablen ist jedoch zu erkennen. Die Ergebnisse des Vorversuches lassen auf eine empfindliche Reaktion der Igel auf Metaldehyd schließen, so dass eine Untersuchung in einem niedrigen Dosisbereich, ab 40 mg kg^{-1} , gerechtfertigt ist.

4.3 Open-Field

4.3.1 Automatische Messungen

Ziel einer Verhaltensbeobachtung ist die Aufzeichnung des Verhaltens des Untersuchungsobjektes mit hinreichender Genauigkeit. Subjektive Einflüsse sollten dabei, soweit dieses überhaupt möglich ist, ausgeschlossen werden (Allgemeine Übersicht in: IMMELMANN et al. 1996). Schon die Anwesenheit eines Beobachters kann die Tiere stören und damit das Verhalten beeinflussen. Eine Möglichkeit diesen experimentell bedingten Fehler auszuschließen, ist die automatische Registrierung des Verhaltens (MARTIN & BATESON 1993). Es sind verschiedene Methoden beschrieben worden, mit denen die Aktivität von Tieren automatisch erfasst wird. Um Störungen durch das Handling der Tiere zu vermeiden, sollten die Untersuchungen möglichst im Freiland, in größeren Freigehegen oder in den Heimatkäfigen durchgeführt werden. Eine einfache Methode, mit der die generelle Aktivität einer Waldmauspopulation

werden. Eine einfache Methode, mit der die generelle Aktivität einer Waldmauspopulation (*Apodemus sylvaticus* (L.)) in ihrem natürlichen Lebensraum beschrieben werden kann, zeigt HALLE (1988). Hierzu wurden Zwangspässe im Freiland aufgestellt, die mit einer Zählvorrichtung versehen waren. Aussagen über Individuen sind damit jedoch nicht möglich. Eine automatische Home-Range-Anlage in einem Freigehege haben HOECK et al. (1985) eingesetzt, um die Raumnutzung von Igel zu untersuchen. In dem Gehege wurden Grundantennen in den Boden eingelassen. Die Tiere tragen einen Transmitter, der über die Antennen den Aufenthaltsort und die Körpertemperatur an eine Messstelle meldet. Um Tiere in ihren Heimatkäfigen zu untersuchen, wurden verschiedene, z.T. recht originelle Methoden eingesetzt. BEACH (1970) hat Ratten einen RCA 5734-Bewegungssensor im Fell befestigt. Dieser Sensor registriert auch kleinere Bewegungen wie Schnüffeln oder Zittern. Der Nachteil besteht darin, dass der Sensor die Daten über ein Kabel überträgt, welches die Tiere in ihrer Bewegungsfreiheit eingeschränkt. Einen Ultraschallsensor und damit eine kontaktlose Messeinrichtung benutzten AKAKA & HOUCK (1980) zur Messung der Aktivität von Weißstreifenkraken (*Octopus ornatus* GOULD). Der Sensor ermittelt nach dem Echolot-Verfahren den Aufenthaltsort von Tieren im Raum (dreidimensional) und kann an Aquarien aber auch in Volieren eingesetzt werden. MÜLLER & RÜDIGER (1987) stellen eine optisch-elektronische Messmethode vor, bei der die räumliche und zeitliche Aktivität der Tiere mit herkömmlichen Videokameras gemessen werden kann. Die Versuchstiere werden dazu mit einer Infrarot-Leuchtdiode versehen, die im Videosignal einen starken Impuls erzeugt, der mit den Steuersignalen der Kamera verrechnet wird. Aus diesen Daten können der Aufenthaltsort und die Bewegungsmuster der Tiere errechnet werden.

Untersuchungen im eigenen Käfig oder im Freiland sind technisch nicht immer möglich oder von der Fragestellung her nicht erwünscht. So müssten die Gehege aller Versuchstiere mit der z.T. aufwändigen Messtechnik ausgestattet werden. Jedes Tier hat dabei seine gewohnte Umwelt, die sich von der der anderen Tiere unterscheiden kann. Versuche, die eine standardisierte, mit immer gleichen Reizen ausgestattete Umgebung verlangen (z.B. Open-Field, Labyrinth, Schwimmversuche), können nur in entsprechenden Versuchsaufbauten durchgeführt werden. Auch hier kann eine automatische Erfassung der Verhaltensweisen den Einfluss des Experimentators verringern. So hat KRISTOFFERSSON (1964) zur Messung der Aktivität bei Igel einen Versuchskäfig aufgehängt, der durch die Bewegung der Tiere in geringem Maße pendelt. An dem Käfig angebrachte Metallstreifen erzeugten ein elektrischen Impuls, der um so häufiger auftritt, je aktiver die Tiere sich im Käfig verhalten. VAN TOLLER & DE SA (1968) haben einen herkömmlichen Plastik Käfig für Nagetiere mit metallenen Feldplatten umgeben. Im Boden ist ein Metallgitter eingelassen, mit dem die untersuchten Tiere (Laborratten und -mäuse) in Kontakt stehen. Die Feldplatten außen und die über das Gitter mit der Elektronik in Verbindung stehenden Tiere im Innern erzeugen ein elektrisches Feld, dessen Induktivität durch die Bewegung der Tiere in seiner Stärke schwankt und gemessen werden kann. Ein ähnliches Verfahren, ebenfalls an Ratten, wandten TARPY & MURCEK (1984) an. Im Boden einer Skinnerbox befinden sich parallel verlaufende Metalldrähte. Stehen durch die Berührung der Tiere zwei Drähte über das Tier miteinander in Verbindung, ändert sich der Widerstand der angeschlossenen Messschaltung. Die Aktivität der Tiere ist proportional zur Häufigkeit dieser Änderungen.

In der Verhaltenstoxikologie häufig verwendet und technisch weniger ausgefallen ist das Open-Field. Es wurde erstmals von C. S. HALL in den 1930er Jahren zur Messung von Verhaltensweisen eingesetzt. Damit konnte die Emotionalität von Ratten durch Kot- und Urinabgabe gemessen und individuell unterschieden werden (HALL 1934). Es handelt sich hierbei um ein Gehege, in dem die Begrenzung die einzige Struktur darstellt. Die Tiere befinden sich immer in einer gleichen Umgebung und haben keine Möglichkeit sich zu verstecken. Lediglich die Begrenzungen bieten einen geringen Schutz. Durch diesen reizarmen Aufbau sollen störende Einflüsse weitgehend vermieden werden. Die Aktivität, v.a. die Bewegungen der Tiere, können direkt beobachtet (HALL 1934, GATTERMANN 1987 a und b, GATTERMANN et al. 1988, MCCARTHY et al. 1995), mit Videokameras gefilmt (GALLUP & SUAREZ 1980) oder automatisch registriert werden (BESSEI 1982). Hierzu werden unter anderem Lichtschranken eingesetzt. Eine kreisrunde Variante eines Open-Fields haben HARMS & SCHÜLER (1984) benutzt. Dieses Open-Field besitzt einen lichtdurchlässigen Boden, unter dem ein drehbarer Arm mit Fotoelementen versehen wurde. Dieser Arm mit der Länge des Radius rotiert unter dem Open-Field, so dass die Fotoelemente durch die Tiere entsprechend des Aufenthaltsortes verdunkelt werden und den jeweiligen Ort registrieren. In dem Open-Field, welches in dieser Arbeit Verwendung findet, sind die Lichtschranken in die Wand eingebaut. Der technische Aufwand ist geringer und die Anlage dadurch weniger stör anfällig.

Das Open-Field findet in der Verhaltensforschung in zwei verschiedenen Bereichen Verwendung:

1. Eine sehr spezielle Anwendung ergibt sich in der Nutztierhaltung. Hier werden Tiere häufig mit neuen Umwelten konfrontiert. Scheue und ängstliche Tiere, wie z.B. Hühnerküken, zeigen später weniger Angst und suchen schneller neue Futterstellen auf, wenn sie durch Open-Fieldversuche auf eine hohe Aktivität hin gezüchtet wurden (BESSEI 1982). Als Grund wird das völlige Fehlen von Strukturen im Open-Field vermutet. Dies führt zu einer tonischen Immobilität, die typisch ist für Tiere mit einem hohen Bedürfnis nach schützenden Strukturen (z.B. Küken, Ratten, Mäuse und Hamster). Je weniger Furcht die Tiere vor der unbekanntem Umgebung zeigen, desto eher beginnen sie mit dem Umherlaufen. Dieses Merkmal gilt dann als Kriterium für eine weitere Zucht.
2. In der Verhaltenstoxikologie wird das Open-Field aufgrund seiner Reizarmut als immer gleich bleibende Umgebung in Screening-Tests genutzt (GALLUP & SUAREZ 1980, GATTERMANN 1987 a und b, MCCARTHY et al. 1995, WOLFF et al. 1988). Dabei werden Verhaltensparameter wie Putzen, Aufrichten und v.a. Laufen (Ambulation) mit und ohne Giftgabe gemessen. Hat das untersuchte Mittel einen Einfluss auf die genannten Verhaltensweisen, kann in einfacher Weise eine Überprüfung der Wirksamkeit stattfinden.

Im ersten Fall reicht eine einmalige Untersuchung im Open-Field aus. Zeigen die Tiere eine Aktivität, die dem gewünschten Maß entspricht, können sie z.B. für eine Zucht verwendet werden. Vergleichende Untersuchungen zwischen verschiedenen Open-Field-Läufen sind nicht erforderlich. Im zweiten Fall ist ein solcher Vergleich jedoch immer nötig. Die Wirkung einer Substanz zeigt sich nur im Verhältnis zu einer Vergleichsgruppe, die ohne Giftbelastung das Open-Field durchlaufen hat. Die bisherigen Untersuchungen benutzen zwei verschiedene Versuchsdesigns:

1. In den Untersuchungen von GALLUP & SUAREZ (1980), GATTERMANN (1987 a) und WOLFF et al. (1988) besteht die Gruppe der Vergleichstiere und die der behandelten Tiere aus verschiedenen Individuen. Das hat den Vorteil, dass die Tiere immer nur einmal das Open-Field durchlaufen und eine Gewöhnung demnach nicht eintritt. Aber besonders individuelle Unterschiede im Verhalten der einzelnen Tiere führen zu hohen Variationskoeffizienten. Um dennoch aussagekräftige Daten zu bekommen, muss die Anzahl der Versuchstiere recht hoch sein. GATTERMANN (1987 a) hat hierzu einen Ringversuch an acht toxikologischen Instituten der DDR durchgeführt. Dabei wurden an Laborratten und Labormäusen die Ambulation, das Aufrichten und das Putzen in Abhängigkeit einer Ethanolgabe (40 Vol-%) im Open-Field gemessen. Die durchschnittlichen Variationskoeffizienten reichen von 32 % (Laborratte, Ambulation, keine Giftgabe) bis zu 142 % (Laborratte, Putzen, 20 ml pro kg Körpergewicht, in den Magen verabreicht). Ein vergleichbarer Test führte beim Goldhamster sogar zu Variationskoeffizienten von 200 %.
2. MCCARTHY et al. (1995) untersuchen Tiere in aufeinander folgenden Läufen ohne und mit Gift. Jedes Tier durchläuft das Open-Field mehrfach und dient als seine eigene Kontrolle. Da hierbei nur die Verhaltensunterschiede innerhalb der Individuen zur Beurteilung herangezogen werden, spielen die inter-individuellen Unterschiede keine Rolle. Der Nachteil dieser Methode besteht in einer möglichen Gewöhnung der Tiere an das Open-Field, wenn sie dieses mehrfach durchlaufen. Dieser Punkt wird bei MCCARTHY nicht berücksichtigt.

Ich nutze in dieser Arbeit die Vorteile der zweiten Methode indem die Variationskoeffizienten durch wiederholte Messungen (repeated measure) reduziert werden. Gleichzeitig vermeide ich den Nachteil einer Gewöhnung während der eigentlichen Messung, indem die Tiere vorher durch Eingewöhnungsläufe an das Open-Field gewöhnt werden. Hierdurch wird die Teststärke der Varianzanalyse erhöht und die Anzahl der Versuchstiere niedrig gehalten. Zudem variiere ich die Reihenfolge der Dosisgruppen, so dass eine eventuell auftretende Akkumulation des verabreichten Mittels erkannt und ihr Einfluss statistisch eliminiert werden kann.

4.3.2 Repeated measure

Auch in den Open-Field-Versuchen, die dieser Arbeit zugrunde liegen, zeigen die Igel in den untersuchten Verhaltensweisen stark schwankende Variationskoeffizienten, die z.T. sehr hohe Werte annehmen (Tabelle 3 und Tabelle 4). Die Koeffizienten umfassen einen Bereich von 17,6 % (t_5 , 50 mg kg⁻¹) bis 163,7 % (Amb_L , 4. Eingewöhnungslauf).

Versuchsdesigns mit Messwiederholungen reduzieren die Varianz der Variablen, da nur die Unterschiede, die ein Tier innerhalb der Messreihe zeigt („Within Subject“), eine Rolle spielen (MARTIN & KRAEMER 1987). Unterschiede zwischen den Tieren („Between Subject“) werden durch die Varianzanalyse entfernt. So gibt BORTZ (1999) beispielsweise für t-Tests mit abhängigen (Messwiederholung) bzw. unabhängigen Daten optimale Stichprobengrößen an. Dabei ergeben sich zwei Vorteile gegenüber den herkömmlichen Versuchsansätzen. Zum einen steigt die Effektgröße, d.h. die statistischen Tests besitzen eine höhere Trennschärfe. So können entweder geringere Unterschiede aufgezeigt werden, oder es reduzieren sich – bei gleichem nachzuweisenden Unterschied – die Stichprobengrößen (in dem oben genannten Beispiel um ca. die Hälfte). Zum anderen werden weniger Versuchstiere benötigt, da nicht für jede Dosisgruppe neue Tiere untersucht werden müssen.

Dies wird am ehesten durch ein einfaches Beispiel deutlich (Werte aus BORTZ (1999) für einen Versuch mit starkem Effekt):

Werden bei einer Varianzanalyse mit Kontrollgruppe und einer Dosisgruppe jeweils 20 Tiere eingesetzt, so werden bei einem Design ohne wiederholte Messung 40 Tiere benötigt. Mit Messwiederholung sind es nur 20 Individuen, da vorher und nachher jeweils dieselben Tiere eingesetzt werden. Zusätzlich reduziert sich, bei gleichem nachzuweisenden Unterschied, die benötigte Individuenzahl durch die höhere Trennschärfe auf 11 Tiere. Schon bei einem so einfachen Versuchsaufbau ist die Anzahl der benötigten Tiere um 29 Individuen (ca. 73 %) geringer, wenn jedes Tier als sein eigener Vergleich fungiert.

Der Aufwand reduziert sich dadurch beträchtlich, was bei der Arbeit mit Igel von großem Vorteil ist:

Von den Tieren, die für diese Arbeit gefangen worden sind, haben etwas mehr als die Hälfte in der Gefangenschaft Futter angenommen (14 von 25 Tieren, Kap. 2.1). Von den 14 Tieren, die in die Versuchreihe gestartet sind, haben nur 9 Individuen bis zum Ende des Versuches das Futter regelmäßig und vollständig gefressen. Rechnet man die weiblichen Tiere hinzu, die in diesem Versuch nicht berücksichtigt wurden, so ergibt sich ein effektiver Wirkungsgrad von nicht einmal 20 %.

Ein weiterer, wichtiger Aspekt ergibt sich aus dem Schutz der Tiere. Grundsätzlich sollten Untersuchungen dieser Art so schonend wie möglich durchgeführt werden. Eine verringerte Anzahl an Versuchstieren ist wohl die effektivste Methode, die Tiere vor übermäßigen Belastungen zu schützen. Versuche mit wiederholten Messungen sind folglich anderen Versuchsanordnungen vorzuziehen.

Einschränkungen: Versuche mit wiederholten Messungen sind nicht immer einsetzbar. Die Messungen dürfen sich nicht gegenseitig beeinflussen. Dabei sind zwei Aspekte zu berücksichtigen:

1. Bei der Verabreichung von Giften muss die Möglichkeit ausgeschlossen werden, dass das Mittel akkumuliert. Eine Verhaltensänderung kann sonst von der vorherigen Dosis beeinträchtigt werden.
2. Ein Tier wird sich in den ersten Läufen in einer fremden Umgebung anders verhalten als in späteren Läufen. Es tritt ein Gewöhnungseffekt auf, der ebenfalls die Messungen späterer Läufe beeinflussen kann.

Eine Akkumulation des Metaldehyds kann aufgrund bisheriger Untersuchungen ausgeschlossen werden. Metaldehyd wird im Magen durch Säure in Acetaldehyd und Paraldehyd gespalten. Die beiden Spaltungsprodukte werden schnell resorbiert, Metaldehyd nur in geringem Maße. KELLER et al. (1991, zitiert bei FIRTH 1992) haben für den Menschen gezeigt, dass Metaldehyd intakt in das Blut aufgenommen werden kann, jedoch auch unverändert über den Urin wieder ausgeschieden wird. Die eigentliche Giftwirkung wird dem Acetaldehyd zugeschrieben (Übersicht in BOOZE & OEHME 1985 und FIRTH 1992), eine Wirkung des Paraldehyd wird diskutiert (BOOZE & OEHME 1985). Untersuchungen an Schnecken haben jedoch gezeigt, dass Metaldehyd Auswirkungen auf das Nervensystem hat (MILLS et al. 1990) Kap. 1.3). Wird Metaldehyd ins Blut aufgenommen und sind die Auswirkungen auf das ZNS der Wirbeltiere ähnlich, können auch hier auf diese Weise Krämpfe ausgelöst werden.

Acetaldehyd wird im Blut sehr schnell abgebaut. Aufgrund ihrer hohen Geschwindigkeit beim Abbau des Acetaldehyds zählt die Aldehyddehydrogenase zu den schnellen Enzymen ($K_{M(\text{Acetaldehyd, Maus})} = 0,06 \text{ mM}$, SCHOMBURG et al. 1993). Die Umwandlung des Trimers Paraldehyd in Acetaldehyd liegt laut HITCHCOCK & NELSON (1943, zitiert bei BOOZE & OEHME 1985) lediglich um den Faktor 4 niedriger, so dass auch dieses Spaltungsprodukt nicht über längere Zeit im Organismus verbleibt. Für Metaldehyd fand CHRISTENSEN (BBA-int. Mitteil.) in Wegschnecken (*Arion rufus* (L.)) eine Halbwertszeit von

nur 8 Stunden und einen Abbau des Wirkstoffs nach 48 h bis auf 2 %. Metaldehyd, bzw. seine Abbauprodukte, werden demnach im Körper nicht angereichert.

Um Veränderungen auszuschließen, die durch eine sich einstellende Gewöhnung entstehen, werden die Tiere am einfachsten vor dem eigentlichen Versuch durch Eingewöhnungsläufe mit dem Open-Field vertraut gemacht. Wie Abbildung 32 – Abbildung 34 darstellen, zeigen die Igel in den ersten beiden Eingewöhnungsläufen starke Schwankungen in den gemessenen Variablen. Bereits nach dem dritten Eingewöhnungslauf stabilisieren sich die Variablen auf einem gleichmäßigen Niveau.

Trotz der beschriebenen Maßnahmen können noch andere Effekte auftreten, die zu a priori-Unterschieden in den einzelnen Läufen führen. So sind Veränderungen denkbar – wie beispielsweise durch das Mittel induziertes Unwohlsein, Schmerzen oder nervöse Störungen – die die Akzeptanz des Open-Fields beeinflussen. Durch einen entsprechenden statistischen Aufbau der Versuche werden Unterschiede, die nicht durch die einzelnen Dosen bedingt sind, berücksichtigt. Hierzu werden die Igel im Hauptversuch in zwei Gruppen eingeteilt, die sich in der Abfolge der Dosisstufen unterscheiden (Kap. 2.4.2). Wenn ein früherer Lauf das Verhalten eines späteren Laufes beeinflusst, dann wird sich dieser Effekt, bedingt durch die unterschiedliche Reihenfolge in der Giftgabe, zwischen den beiden Gruppen unterschiedlich auswirken. Das ist in dieser Untersuchung nicht der Fall. Der Faktor „Gruppe“ zeigt in der Varianzanalyse keinen signifikanten Einfluss (Kap. 3.3.3.2). Ein Einfluss zwischen den Messungen kann daher ausgeschlossen werden.

Die oben beschriebenen Punkte müssen für jede neue Untersuchung erneut überprüft werden, wenn eine andere Tierart oder ein anderes Pflanzenschutzmittel getestet werden sollen.

Die prinzipiellen Überlegungen zur Verringerung der Stichprobengrößen gelten ungeachtet dessen, d.h. die statistischen Mittel sollten so eingesetzt werden, dass eine optimale Anzahl an Versuchstieren resultiert (eine ausführliche Beschreibung zur Berechnung optimaler Stichprobengrößen findet sich bei BORTZ 1999).

4.3.3 Dosis-Wirkungs-Analysen

Dosis-Wirkungs-Analysen sind in der Toxikologie weit verbreitet. Neben der Berechnung der LD_{50} (letale Dosis) einer Substanz können auch vollständige Dosis-Wirkungsanalysen berechnet werden. Die Vorgehensweise dazu ist ausführlich bei UNKELBACH & WOLF (1985) beschrieben. Hierfür sind jedoch weitaus mehr Versuchstiere nötig, als für diese Untersuchung zur Verfügung standen. Die Berechnung der Dosis-Wirkungs-Analyse mit wiederholten Messungen ist daher in diesem Fall nur eine Näherung. Die eigentliche Regression liefert zwar richtige Werte, die Vertrauensintervalle fallen jedoch durch die Messwiederholung zu progressiv aus (BAUER et al. 1986), d.h. sie sind in Wirklichkeit größer. Trotz dieser Einschränkungen eignet sich die hier durchgeführte Dosis-Wirkungs-Analyse zur Bestimmung der Größenordnung, in der mit Aktivitätsänderungen zu rechnen ist.

Bei der Bestimmung der LD_{50} tritt folgendes Problem auf: Liegt die letale Dosis nicht im untersuchten Dosisbereich, so reagieren entweder zu viele Tiere schon bei geringen Dosen (Dosisbereich ist zu hoch) oder zu wenige (Dosisbereich ist zu niedrig). Dieses Problem kann bei der Bestimmung von Verhaltensänderungen umgangen werden. Die dichotomen Entscheidungskriterien lassen sich leicht abwandeln und den jeweiligen Gegebenheiten anpassen. Zeigen die Tiere stärkere Reaktionen, kann die Schwelle, ab der ein Kriterium als positiv gilt, erhöht werden. Statt einer Verringerung der Aktivität um 25 % kann dann eine Verringerung z.B. um 50 % als Kriterium herangezogen werden.

Einschränkungen: Aufgrund der zu geringen Versuchstierzahl und der oben genannten Einschränkungen kann die Dosis-Wirkungsanalyse mit wiederholten Messungen nicht als standardisierte Methode eingesetzt werden. Sie eignet sich jedoch als Screening-Test, da sie zum einen mit den Werten berechnet wird, die in den Open-Field-Versuchen erhoben wurden, und zum anderen durch die Wahl der Kriterien flexibel eingesetzt werden kann. Wir bekommen dadurch einen Überblick über den Wirkungsbereich des untersuchten Mittels, ohne zusätzliche Tiere in weiteren Tests einsetzen zu müssen. Wenn durch ein solches Screening der Wirkungsbereich eingegrenzt wird, kann in weiterführenden Versuchen der tatsächliche Wirkungsbereich genauer und effektiver ermittelt werden (zur Planung von Dosis-Wirkungs-Analysen s. UNKELBACH & WOLF 1985 und MOLL & LESENER 1995).

4.3.4 Multivariate Analysen

Einzelne Variablen können bereits ausreichen, um Unterschiede in den Auswirkungen verschiedener Dosen eines Pflanzenschutzmittels zu erklären. Da das Verhalten von Tieren sehr komplex ist, wird es oft durch eine Variable alleine nur unzureichend erfasst und charakterisiert. Die einzelnen Verhaltensweisen, die ein Tier zeigt, sind nicht unabhängig voneinander, sondern beeinflussen sich gegenseitig. Diese gegenseitigen Abhängigkeiten werden mit univariaten Methoden nicht oder nur sehr unzureichend beschrieben. BORTZ (1999) gibt Kriterien an, nach denen multivariate Verfahren eingesetzt werden sollten. Dazu zählt hauptsächlich die Frage, ob mehrere Variablen zusammen zur Trennung von Stichproben beitragen. Ist das der Fall, dann können Ergebnisse resultieren, die mit univariaten Verfahren nicht erkannt werden können.

Mit Hilfe einer Diskriminanzanalyse wird bestimmt, ob die untersuchten Variablen bei der Trennung der Stichproben eine Rolle spielen. Eine Einführung geben DEICHSEL & TRAMPISCH (1985), BORTZ (1999) und das *SAS/Stat*-Benutzerhandbuch (SAS INSTITUTE, 1989). Die Diskriminanzanalyse zeigt für die vorliegenden Daten ein deutliches Ergebnis: Die transformierte Variable v'_L trennt die Dosisgruppen bereits alleine. Das bedeutet, dass die Aktivität beim Laufen unabhängig von den anderen Variablen mit zunehmender Dosis kleiner wird. Die Igel bewegen sich langsamer.

Die transformierten Variablen t'_{s-mi} und v'_{s-mi} besitzen schwächere Ladungen als v'_L und tragen demnach weniger stark zur Trennung der Dosisgruppen bei. Aus diesem Grund wäre eine Auswertung mit diesen beiden Variablen nicht zu rechtfertigen.

Die Vorteile einer multivariaten Auswertung lassen sich trotzdem an diesem Beispiel demonstrieren. Abbildung 44 zeigt die Variablen jeweils einzeln und gegeneinander aufgetragen. Beide Variablen können die Dosisgruppen alleine nicht signifikant trennen, sie zeigen für die Dosisgruppen einen weiten Überlappungsbereich. Die univariate Varianzanalyse bestätigt diesen Eindruck (Tabelle 7). Eine multivariate Auswertung zeigt jedoch eine signifikante Trennung zwischen den Gruppen 0 mg kg^{-1} und 70 mg kg^{-1} , bzw. 0 mg kg^{-1} und 80 mg kg^{-1} . Der Effekt beruht auf der breiteren Auffächerung durch die zweidimensionale Auftrennung. Die Verhaltensänderungen zeigen demnach folgendes Bild: Die Tiere verbringen mit steigender Dosis mehr Zeit mit „Sitzen“. Zusätzlich wird die Aktivität dabei geringer, d.h. die Igel bewegen sich weniger. Nur beide Variablen zusammen erlauben diese differenzierte Aussage.

Vermutlich reichten bei noch höheren Dosen die Änderungen in den beiden Variablen auch einzeln aus. Bei einem aktivitätsvermindernden Effekt des Pflanzenschutzmittels würden die Tiere wohl weniger laufen und auch am Ort die Bewegung einschränken. Das Beispiel zeigt jedoch, dass dieser Effekt durch eine multivariate Auswertung schon früher erkennbar ist. Multivariate Verfahren können daher bestehende Unterschiede unter Umständen früher erkennen, wenn die untersuchten Variablen sich in der beschriebenen Art verstärken.

4.4 Verhaltensweisen

Das Verhaltensinventar des Europäischen Igels ist in der Literatur gut beschrieben. Neben kurzen und auch ausführlichen Monografien (HERTER 1938, MORRIS 1970, MORRIS 1988 a, REEVE 1994) ist in älteren Arbeiten v.a. das Verhalten in Gefangenschaft beobachtet und beschrieben worden (HERTER 1933, LINDEMANN 1951, DIMELow 1962). Das Verhalten im Freiland in einer breiten Betrachtungsweise haben z.B. REEVE (1982), HOECK & MARKL (1983) und WROOT (1985a) untersucht. Eine übersichtliche Darstellung über den derzeitigen Wissenstand gibt REEVE (1994). Besonders durch die suchende Ernährungsweise zeigen Igel ein hohes Maß an Laufaktivität in der Nacht. RR Igel legen dabei im typischen englischen Farmland Laufstrecken von ca. 1 km zurück, was Arealgrößen von 3 – 4 ha entspricht (MORRIS 1986 und 1988 b). Bei älteren RR Igel finden sich durchaus Arealgrößen von 12,5 ha. Je nach Habitat steigen diese Werte sogar auf 10 ha bei QQ und 32 ha bei RR (landschaftlich stark strukturierter Golfplatz, REEVE 1982) bzw. 29 ha bei QQ und 57 ha bei RR (mediterranes Buschland, BOITANI & REGGIANI 1984). Durch überwiegend insectivore Ernährung sind die Tiere auf entsprechend große Bereiche zur Nahrungssuche angewiesen. Um diese Nahrung zu finden, müssen die Tiere ihren Lebensraum regelrecht durchstöbern. Das führt zu einem hohen Anteil an explorativem Verhalten. Selbst wenn die Igel aufgrund höherer Nahrungsdichte keine längeren Strecken zurücklegen, erwecken sie den Eindruck, ständig „auf der Suche“ zu sein.

Diese Muster finden sich im Open-Field wieder und dominieren das Verhalten der Igel. Unbehandelte Tiere laufen direkt los, nachdem die Störung des Einsetzens abgeklungen ist. Es beginnt eine Phase intensiven Erkundens der neuen Umgebung, besonders wenn die Tiere sich zum ersten Mal im Open-Field befinden. In dieser Phase wechseln sich kurze Läufe mit Zeiten ab, in denen die Igel am Ort bleiben. Sie zeigen ausgeprägte Kopfbewegungen und kurze Schritte zur Seite, wobei die Schnauze ständig Kontakt zum Boden behält. Hieraus resultieren sowohl während des „Laufens“ als auch während des „Sitzens“ häufige Wechsel der Lichtschranken, was eine erhöhte Aktivität in beiden Verhaltensweisen anzeigt. Für das Laufen lassen sich zwei verschiedene Muster finden, das „Laufen, mit Exploration“ und das „Laufen, ohne Exploration“. Diese Verhaltensweisen gehen häufig nach kurzen Intervallen ineinander über und lassen sich oft nur schwer voneinander trennen. Eine Zusammenlegung beider Verhaltensweisen zur Variablen „Laufen“ ist daher aus praktischen Gründen nötig, zumal Igel auch im Freiland beide Verhaltensweisen im Wechsel zeigen, wenn sie z.B. ein unbekanntes Gebiet erkunden oder nach Nahrung suchen und dabei zwischenzeitlich den Ort wechseln (REEVE 1982, HOECK & MARKL 1983 und WROOT 1985a). Eine getrennte Behandlung dieser beiden Verhaltensweisen scheint daher nicht nötig zu sein und wäre aufgrund der schwierigen Trennung mit großen Fehlern behaftet.

Die Gewöhnung an das Open-Field setzt bei den Tieren relativ schnell ein (Abbildung 32 – Abbildung 34). In den ersten drei Eingewöhnungsläufen schwanken die zeitlichen Anteile und die Ambulation recht stark. Bereits ab dem vierten Eingewöhnungslauf bis zum ersten Hauptlauf mit der Dosis 0 mg kg⁻¹ (incl.) befinden sich die Werte in einem engen Bereich. Dies ist besonders an der Aktivität für „Laufen“ und „Sitzen“ bzw. der Zeit und der Ambulation für „Sitzen“ zu erkennen. Die Ambulation und die Zeit für „Laufen“ schwankt dagegen in allen Eingewöhnungsläufen sehr stark. Erst während der Hauptläufe sinken beide Werte mit zunehmender Dosis ab.

Neben diesen beiden häufigen aber unspezifischen Verhaltensmustern zeigen Igel im Open-Field weitere Verhaltensweisen, die deutlich vom „Laufen“ und dem explorativen „am Ort bleiben“ (Sitzen – mit Aktivität) unterschieden werden können. Hierzu zählen „Defäkation“ und „Urinieren“, aber auch Komfortverhalten wie „Recken“, „Kratzen“ und „Knabbern“ (zu den Erklärungen s. Tabelle 1). Diese Verhaltensweisen sind anders motiviert als die beiden oben besprochenen. Sie werden daher getrennt registriert und ausgewertet.

„Urinieren“ und „Defäkation“ waren ursprünglich die Verhaltensweisen, auf die bei Ratten im Open-Field als Ausdruck der Emotionalität besonders geachtet wurde (HALL 1934). Von den insgesamt 54 Läufen (sechs Läufe von jeweils neun Igel) wurde „Defäkation“ nur in 11 und „Urinieren“ sogar nur in 8 Läufen gezeigt. Beide Verhaltensweisen treten so selten auf, dass sie nicht als Indikator eingesetzt werden können. Eine getrennte Aufzeichnung ist, soweit möglich, ratsam, zumal getrennt registrierte Muster später mit anderen wieder zusammen gelegt werden können, wenn dies nötig erscheint.

Eine Sonderstellung nimmt das „Selbstbespeicheln“ ein. Über die Bedeutung dieser Verhaltensweise wird in der Literatur viel spekuliert (HERTER 1933, EISENTRAUT 1953, BROCKIE 1976 und BRODIE 1977). Nach der häufigsten Erklärung nehmen die Igel einen neuen Geruch bzw. Geschmack auf, indem sie auf einem unbekanntem Gegenstand herumknabbern oder an ihm lecken. An diese Phase schließt sich eine intensive Speichelproduktion an, die entweder der Intensivierung des Eindruckes über das Jakobson'sche Organ dient oder lediglich den Geschmack entfernen soll (PODUSCHKA & FIRBAS 1968). Trifft diese Einschätzung des „Selbstbespeicheln“ zu, so wäre dieses Verhalten Teil der Exploration, müsste also zu „Sitzen – mit Aktivität“ gezählt werden. Ich habe diese Zuordnung nicht getroffen. Einerseits stehen die Tiere am Ort und erzeugen, obwohl sie in hohem Maße aktiv sind, nur eine geringe Anzahl an Lichtschrankenwechseln. Die Messdaten spiegeln daher die Aktivität nicht korrekt wider. Andererseits ist die Bedeutung dieser Verhaltensweise nicht abschließend geklärt. Es erscheint mir daher sinnvoll, das „Selbstbespeicheln“ getrennt zu registrieren.

Auch die anderen seltenen Verhaltensweisen sollten mit registriert werden. Da die Auswertungen der Videodaten jederzeit unterbrochen werden kann, können neu auftretende Muster auch nachträglich in den Katalog aufgenommen werden. Diese haben aufgrund ihres unregelmäßigen Auftretens nur beschreibenden Charakter, können aber für weiterführende Untersuchungen Hinweise geben. Wie oben beschrieben ist ein weiterer Vorteil, den das Trennen der Verhaltensweisen mit sich bringt, die Möglichkeit verschiedene Verhaltensmuster nachträglich zu übergeordneten Funktionskreisen zusammen zu fassen. Ein nachträgliches Trennen dagegen ist nicht möglich.

4.5 Vorgehensweise

Die Versuche dieser Arbeit wurden auf den Igel als Versuchstier und das Schneckenkorn als Prüfsubstanz ausgerichtet. Um die Methode auf andere Tiere auszuweiten, muss v.a. das Open-Field abgewandelt werden. Die Verabreichung des Pflanzenschutzmittels hängt vom verwendeten Mittel ab; so können beispielsweise Repellenteffekte die orale Applikation erschweren. Hier muss eine Darreichungsform gefunden werden, die eine quantitative Aufnahme ermöglicht.

4.5.1 Verabreichung des Schneckenkorns

Einzelne Schneckenkörner werden von Igel nicht oder nur in geringen Mengen gefressen. Die Vorversuche haben gezeigt, dass die Tiere weder trockene noch nasse Körner ohne weiteres aufnehmen. Wurden die Körner dennoch gefressen, dann nur in Verbindung mit anderem Futter oder wenn die Körner direkt neben den Schnecken liegen (Kap. 3.5). Es handelt sich dabei offensichtlich um ein versehentliches Mitfressen. Dieser Umstand ist für die Verabreichung der benötigten Dosis von Interesse. Ich habe zuerst versucht, die Körner zu zermahlen und unter das Futter zu mischen. Das entstehende Pulver kann gut mit der Soße des Katzenfutters gemischt werden. Die Tiere fressen jedoch nur ganze Fleischstücke, so dass eine vollständige Aufnahme nicht gewährleistet ist. Werden die einzelnen Körner jedoch in die Fleischbrocken gesteckt, so fressen die Igel die Futterstücke samt der Körner. Eine Überprüfung der vollständigen Aufnahme ist auf diese Weise sehr einfach möglich. Die Igel nehmen das Futter zusammen mit den Schneckenkörnern unterschiedlich gut an. 9 der 14 untersuchten Tiere haben das Futter mit den Körnern während des gesamten Versuches gefressen. Von den restlichen 5 Tieren haben zwei gleich in der ersten Versuchsnacht die Aufnahme des Futters verweigert (A3 und B5, jeweils 50 mg kg^{-1}). Die anderen lehnten das Futter erst in späteren Nächten ab (A2, A8 und B4). Diese drei Tiere haben in den Versuchsnächten vorher jedoch mehrere Dosen vollständig aufgenommen.

Die Ablehnung des Futters könnte entweder durch den Repellenteffekt des Schneckenkorns verursacht werden oder durch ein Unwohlsein, das durch die Reizung der Magenschleimhaut entsteht. Dieses bei Menschen gut dokumentierte Symptom (BORBELEY 1970, LONGSTRETH & PIERSON 1982 und DAUNDERER 1985) kann auch bei den Igel zu einer Meidung führen, zumal Übelkeit, wie z.B. an Ratten gezeigt, vor allem mit der aufgenommenen Nahrung in Verbindung gebracht wird (REVUSKY & GARCIA 1970, zitiert bei MCFARLAND 1989). Das einige Tiere trotzdem über den ganzen Versuch das Mittel aufgenommen haben, könnte dadurch bedingt sein, dass der Repellenteffekt durch den starken Eigengeschmack des Katzenfutters überdeckt oder die reizende Wirkung auf die Magenschleimhaut durch das Futter abgeschwächt wird. Es zeigt sich auch hier deutlich, welche Unterschiede die Tiere in ihrem Verhalten zeigen. Bei der Planung eines solchen Versuches muss berücksichtigt werden, dass rund $\frac{1}{3}$ der Igel die Futteraufnahme im Lauf der Zeit verweigert.

4.5.2 Anpassung der Methode

Das Open-Field, so wie es in dieser Arbeit verwendet wurde, ist nicht für die Arbeit mit jeder Tierart geeignet. Für Untersuchungen, in denen Pflanzenschutzmittel an anderen Tierarten getestet werden, muss das Open-Field jeweils speziell angepasst werden.

Arten, die in der Lage sind, die Wände zu überwinden, müssen selbstverständlich daran gehindert werden. Dies kann durch höhere Wände oder durch einen Überstand erfolgen, so dass Säugetiere nicht darüber hinweg klettern können. Für Tests mit flugfähigen Vögeln muss das Open-Field vollständig wie ein Käfig geschlossen sein. Ebenso ist die Auflösung der Lichtschranken von 12,5 cm für kleinere Tiere zu grob. Der Abstand zwischen den Lichtschranken muss entsprechend der Körpergröße angepasst werden. Die Lichtschranken sollten dabei so eng stehen, dass ein Tier auch im Querschnitt wenigstens eine Lichtschranke verdeckt. Verschiedene experimentelle Ansätze sind in Kap. 4.3.1 beschrieben.

Zu Beginn neuer Untersuchungen sollte ein Verhaltenskatalog erstellt werden, der auch während der laufenden Beobachtungen ständig erweitert werden kann.

BORTZ (1999) gibt Kriterien an, bei welchen Fragestellungen eine multivariate Auswertung sinnvoll ist. Dieser Aspekt sollte in Vorversuchen geklärt werden. Sollte das verwendete Pflanzenschutzmittel nicht akkumulieren und Lerneffekte nicht auftreten bzw. keine Rolle spielen, empfiehlt sich immer ein Versuchsdesign mit wiederholten Messungen. Auch hierfür gibt Bortz (1999) verschiedene statistische Ver-

fahren an, die von der Anzahl der untersuchten unabhängigen Variablen und deren Stufungen abhängig sind (paired T-Test, univariate Varianzanalysen, Hotellings-T-Test ...)

4.6 Schrittanalyse

Zur Beschreibung der Fortbewegung laufender Tiere sind in der Vergangenheit verschiedene Methoden entwickelt worden (Übersicht in SCHÖNER et al. 1990). Das besondere Augenmerk liegt dabei auf der möglichst objektiven Beschreibung der Schrittmuster. So hat z.B. HILDEBRAND (1977) asymmetrische Schrittfolgen, wie Sprünge oder den Galopp, an 79 verschiedenen Säugetiergattungen untersucht und durch fünf einfach zu messende Variablen charakterisiert. Diese Variablen beschreiben den zeitlichen Anteil der Bodenberührung und die Überlappung der Schritte für vorne und hinten getrennt und den mittleren Abstand von vorderem und hinterem Schritt. COCATRE-ZILGIEN & DELCOMYN (1993) präsentieren eine Methode, mit der die Schrittmuster vier- und sechsbeiniger Läufer in Zustandsdiagrammen dargestellt werden können. So können, beispielsweise bei einem vierbeinigen Läufer, alle vier Beine auf dem Boden stehen (eine Möglichkeit), ein Fuß in der Luft sein (vier Möglichkeiten), zwei Füße in der Luft sein (sechs Möglichkeiten) u.s.w. Diese theoretisch möglichen Zustände werden systematisch in einem Diagramm angeordnet. Läuft ein Tier, wird zu jedem Schritt der zugehörige Zustand mit dem jeweils folgenden im Diagramm durch eine Linie verbunden. Die resultierenden Zustandsdiagramme geben eine übersichtliche Beschreibung, wie die Tiere sich fortbewegen.

Diese allgemeinen Analysemethoden sollen v.a. zur Charakterisierung von Gangarten und zu deren Vergleich zwischen verschiedenen Arten dienen. Für die Analyse von giftinduzierten Veränderungen sind sie jedoch nur bedingt einsetzbar, da geringe Änderungen in der Schrittlänge oder der Schrittbreite in den angegebenen Analysen kaum Effekte zeigen würden. JOLICOEUR et al. (1977) haben eine Methode vorgeschlagen, die auf der Vermessung einzelner Schritte beruht. Für jeden Schritt werden die Länge, die Breite und der Schrittwinkel berechnet. Auch geringe Veränderungen in der Geometrie eines Schrittes können so gemessen werden, auch wenn die Art des Ganges sich nicht ändert. Läuft ein Tier langsam, sind kurze aber breite Schritte zu erwarten. Ein langsames Tier hat weniger Schwung und muss seine Bewegung früher abfangen, um nicht nach vorne zu fallen. Gleichzeitig ist bei langsamerer Bewegung der Schritt instabiler, weshalb die Füße in weiterem Abstand zueinander aufgesetzt werden. Die Gefahr des seitlichen Umfallens wird dadurch verringert. Metaldehyd wirkt, wie die Open-Field-Versuche gezeigt haben, v.a. durch eine Verringerung der Aktivität. Es wäre zu erwarten, dass die Igel bedingt durch die aktivitätsmindernde Wirkung des Metaldehyds langsamer laufen. Eine daraus resultierende signifikante Verkürzung der Schritte kann für die Vorder- und für die Hinterfüße gezeigt werden. Wie in Kap. 3.4 bereits erwähnt, besteht eine Abhängigkeit zwischen der vorderen und der hinteren Schrittlänge. Wird eine der beiden Schrittlängen verkürzt, muss die jeweils andere angepasst werden, da sich das Tier andernfalls strecken bzw. zusammen ziehen müsste oder vorne und hinten unterschiedliche Schrittfrequenzen zeigen würde. Das signifikante Ergebnis für die Hinterfüße ist demnach bei einem signifikanten Ergebnis für die Vorderfüße zu erwarten. Eine Verbreiterung der Schritte ist nur für die Vorderfüße nachweisbar, wobei die Veränderung gegenüber der Schrittlänge deutlich geringer ausfällt. Die Tiere zeigen hierbei stark unterschiedliches Verhalten, drei der sechs Tiere verringern sogar ihre hintere Schrittbreite. Insgesamt zeigen die Tiere, durch das Metaldehyd bedingt, eine nachweisbare Veränderung der Schrittgeometrie. Die Tiere laufen aufgrund der Aktivitätsminderung langsamer, was durch die Verkürzung der Schrittlänge und breitere Schritte vorne deutlich wird. Die Schrittanalyse bestätigt die Ergebnisse der Verhaltensanalyse und eignet sich gut als weiterer Indikator für eine Giftwirkung.

JOLICOEUR et al. haben als dritten Parameter den Schrittwinkel gemessen, der Angaben über die Asymmetrie der Schritte machen soll. Diese Variable ist jedoch nur bedingt aussagefähig. Verändern sich in der Schrittanalyse die Schrittlänge und die Schrittbreite gegenläufig oder ändert sich nur eine der beiden Variablen, so ändert sich immer auch der Schrittwinkel. Eine z.B. signifikant vergrößerte Schrittlänge würde bei gleich breiten oder schmalere Schritten automatisch auch einen größeren Schrittwinkel nach sich ziehen. Zusätzlich ist bei gleichen Variablen (Länge, Breite und Winkel) das Dreieck nicht eindeutig bestimmt (Spiegelung). Mit den von JOLICOEUR et al. gemessenen Daten können demnach keine seitenspezifischen Veränderungen aufgezeigt werden.

Als eine von der Schrittlänge und -breite unabhängige Größe ist deshalb die Winkeldifferenz zur Beschreibung von Asymmetrien besser geeignet (Kap. 2.8.5.2). Die Symmetrie der Schritte kann durch Schwanken, Humpeln bzw. einseitige Lähmungen oder durch Kurvenlaufen beeinflusst werden. Die

Winkeldifferenz solcher Schritte wäre entsprechend vergrößert, da sich die Länge der beiden Teilschritte unterscheiden würde. Eine Veränderung des Betrages der Winkeldifferenz würde allgemein eine Abweichung von der Symmetrie anzeigen. Bei Berücksichtigung des Vorzeichens könnten sogar seitenspezifische Wirkungen ermittelt werden.

Metaldehyd zeigt in den verwendeten Dosierungen keinerlei Auswirkungen auf die Symmetrie der Schritte, d.h. eine unterschiedliche Auswirkung des Giftes auf die Körperseiten, sowohl die Muskulatur als auch das ZNS betreffend, ist nicht nachweisbar.

Bewertung der Methode: Für die herkömmlichen Schrittanalysen werden den Tieren die Füße mit Tinte gefärbt. Beim Überqueren eines weißen Papierbogens entstehen Fußspuren, die daraufhin in einfacher Weise mit einem Lineal ausgemessen werden können. Im Gegensatz zu der von mir verwendeten Messmethode hat diese Vorgehensweise den Vorteil, dass sie einfach und ohne hohen technischen Aufwand durchzuführen ist. Die maximale Genauigkeit liegt in der Größenordnung von ca. ± 1 mm, was der Auflösung eines herkömmlichen Lineals entspricht. Um diese Genauigkeit zu erreichen, müssen die Fußabdrücke jedoch deutlich zu sehen und der Schwerpunkt des Fußes gut zu erkennen sein. Die tatsächliche Genauigkeit ist aus diesem Grund geringer.

Die von mir verwendete Methode setzt voraus, dass die Tiere beim Lauf von unten gefilmt und die Videobilder in den Computer übertragen werden können. Die Schritte mit Hilfe von Videoaufnahmen auszuwerten ist sicherlich aufwändiger als nach der herkömmlichen Methode. Diese führt aber zu Problemen, wenn Igel als Versuchstiere verwendet werden. Igel rollen sich sofort ein, wenn sie berührt und in die Hand genommen werden. Um die Füße mit Tinte zu färben, müssen die Igel zuerst entrollt werden. Das ist nur mit vermehrtem Handling zu erreichen, das für die ohnehin stark erregten Tiere eine zusätzliche Erregung darstellt. Eine Beeinflussung des Verhaltens der Tiere wäre die wahrscheinliche Folge. Um mehrere auswertbare Schritte zu bekommen, müssen den Tieren zudem die Pfoten mehrmals angefärbt werden, was den Grad der Störung nochmals erhöht. Ein mit Tinte getränktes Kissen, über das die Tiere freiwillig laufen, hätte zur Folge, dass die Bauchbehaarung ebenfalls angefärbt wird. Die Tiere würden beim Lauf über das Papier ihre Spuren auf diese Weise verwischen.

Aufgrund dieser Probleme ist es sinnvoll, die Spuren der Tiere über die Videobilder am Computerbildschirm zu vermessen. Die Tiere werden nur beim Einsetzen in den Laufsteg berührt, so dass die Störungen auf ein notwendiges Minimum reduziert sind. Darüber hinaus liegt die Messgenauigkeit, wie Anhang C zeigt, im gleichen Größenbereich wie bei der herkömmlichen Methode.

4.7 Mögliche Auswirkungen

Die Frage, ob Metaldehyd in den im Freiland verfügbaren Mengen ausreicht, um Igel zu gefährden oder sogar zu töten, wird immer wieder diskutiert (BERTHOUD 1982, ESSER 1984, KEYMER et al. 1991, GEMMEKE 1995, 1999). Es treten tatsächlich Vergiftungsfälle an Igel auf, bei denen offensichtlich eine zu hohe Metaldehydaufnahme die Ursache war. So haben z.B. KEYMER et al. (1991) in zwei Igel eine Acetaldehydmenge von mehr als 40 mg im Magen und sogar 80 mg Metaldehyd in der Leber nachgewiesen. Die entscheidende Frage ist, ob und v.a. wie die Tiere an die Giftmengen gelangen, die nötig sind, um Vergiftungssymptome oder sogar den Tod des Individuums zu bewirken. Drei Arten der Giftaufnahme sind dabei möglich:

1. Aufnahme des Mittels durch vergiftete Schnecken,
2. direkte Aufnahme der einzelnen Körner und
3. Aufnahme der Körner zusammen mit den Schnecken.

zu 1: GEMMEKE (1995) hat mit metaldehydhaltigem Schneckenkorn abgetötete Ackerschnecken (*Dero-ceras* spec.) an Igel verfüttert. Tote Schnecken wurden 2 – 4 Stunden nach Applikation des Mittels gesammelt und längstens weitere 4 Stunden vor der Verfütterung gekühlt aufbewahrt. Es hat sich gezeigt, dass sogar die Aufnahme von 200, auf diese Weise vergifteter Ackerschnecken keinerlei Vergiftungssymptome bei den Igel hervorruft. MALLETT (1968, zitiert bei GODAN 1979) findet für Ackerschnecken mittlerer Größe eine letale Dosis von 0,05 mg pro Schnecke. Legt man diese Dosis zugrunde, müsste ein Igel, um die VD_{50} (bei der die Laufaktivität um 25 % abnimmt) von $64,9 \text{ mg kg}^{-1}$ zu erreichen, in einer Nacht ca. 1300 Ackerschnecken fressen. Da in den Schnecken Teile des Giftes bereits wieder abgebaut

sein dürften und die Igel vermutlich auch nicht-vergiftete Schnecken fressen, liegt die tatsächliche Anzahl an Schnecken, die für die Erzeugung von Vergiftungssymptomen nötig ist, weit höher. So kommt auch GEMMEKE zu dem Schluss, dass eine solche Vergiftung, selbst in Nächten mit hoher Schneekendichte (> 100 pro m^2), unwahrscheinlich ist.

zu 2: Ob Igel die Metaldehydkörner in ausreichender Menge direkt aufnehmen, ist nicht endgültig geklärt. Laut GEMMEKE (1995) können die Tiere die Körner versehentlich aufnehmen, wenn diese falsch ausgelegt wurden, z.B. in Haufen. Bei sachgerechter Anwendung ist eine direkte Aufnahme der Körner jedoch unwahrscheinlich. Eigene Erfahrungen stützen diese Ansicht. Die Igel haben in diesem Versuch die Körner, selbst wenn sie angefeuchtet wurden, nicht angenommen, solange sie nicht mit anderem Futter zusammen verabreicht wurden. Die Schneckenkörner wurden nur gefressen, wenn ich sie vorher in die Fleischbrocken des Katzenfutters hineingesteckt hatte. Selbst hier haben fünf der 14 untersuchten Igel die Futteraufnahme noch vor Beendigung des Versuches verweigert. Eine Aufnahme im Freiland dürfte demnach Zufall sein.

zu 3: Nach einer Vergiftung mit Metaldehyd bleiben kleinere, weniger widerstandsfähige Schneckenarten, wie die Ackerschnecken, neben dem Korn liegen (GODAN 1979, WEDGWOOD & BAILEY 1988, GEMMEKE 1999). Hierdurch werden die für Igel eher unattraktiven Schneckenkörner durch die Schnecken regelrecht markiert. Die Igel fressen die Schnecken und nehmen gleichzeitig die Körner auf. Bereits bei einem Abstand von weniger als 0,5 cm werden bei 20,3 % der Schnecken die Körner mitgefressen. Dieser Prozentsatz steigt bei Schnecken, die direkt neben dem Korn liegen auf 55,1 % (Kap. 3.5). Ein Igel hat in den Fütterungsversuchen von 16 gefressenen Schnecken sogar 14 mit Korn aufgenommen ($\hat{=}$ 87,5 %), wenn diese direkt neben den Körnern lagen.

Diese Art der Vergiftung erscheint mir am wahrscheinlichsten, wie ich im folgenden näher erläutern möchte:

Laut Anweisung für das Ausbringen des Schneckenkorns sollen ca. 0,6 g Körner pro m^2 lose verstreut werden, was ca. 20 Körnern pro m^2 entspricht. Ausgehend von einer VD_{50} von 64,9 mg kg^{-1} (bei der die Laufaktivität um 25 % verringert wird, s. oben) wäre das dafür nötige Gift auf einer Fläche von weniger als 2 m^2 verfügbar. Vorausgesetzt, dass bei hohem Schneckenbefall im ungünstigsten Fall alle Körner durch eine Schnecke „markiert“ sind, lässt sich abschätzen, auf welcher Fläche die Igel die entsprechende Giftmenge auch aufnehmen können.

Es reichen bereits 40 solcher Schnecken mit Körnern aus, um die oben erwähnte Verringerung der Laufaktivität hervorzurufen. Fressen die Igel tatsächlich nur 50 % der Schnecken mit Korn (Durchschnittswert 55,1 %, Kap. 3.5), dann ist die VD_{50} auf ca. 4 m^2 erreichbar. Frisst ein Igel sogar 87,5 % der Schnecken mit Korn (Spitzenwert, Kap. 3.5), so reichen bereits 2 m^2 , um die oben genannte VD_{50} zu erreichen.

Für eine Vergiftung der Igel, die sogar bis zum Tod führen kann, müssen mehrere ungünstige Umstände zusammen kommen:

1. Die Anzahl der Körner, die durch Schnecken „markiert“ werden, ist hoch,
2. es wird eine hohe Schneekendichte erreicht und
3. ein Igel frisst viele Schnecken.

Ausgehend von einer letalen Dosis von 300 mg kg^{-1} (Kap.4.2) kann folgende Rechnung aufgestellt werden: Wird das Mittel laut Anweisung ausgebracht (s. oben), dann ist diese Menge auf einer Fläche von ca. 8 – 9 m^2 verteilt und damit für Igel auch in kurzer Zeit zu erreichen. Da die Igel die Körner vermutlich nur mit einer direkt daneben liegenden Schnecke fressen, erhöht sich die Fläche, die zum Erreichen der entsprechenden Dosis nötig ist (s. obige Erläuterung). Liegt nur neben jedem zweiten Korn eine Schnecke und frisst ein Igel nur 87,5 % der Schnecken mit dem Korn, dann erhöht sich die Fläche gerade mal auf 20 m^2 . Insgesamt reichen schon ca. 170 Schnecken (mit Korn) aus, um eine Intoxikation dieser Größenordnung zu verursachen. Zudem kann die durchgeführte Wahl der Versuchstiere zu einer Selektion besonders robuster Individuen geführt haben (Kap. 2.1). In einer unselektierten Igelpopulation könnte demnach schon eine geringere Menge Schneckenkorn ausreichen, um die beschriebenen Effekte zu bewirken.

Sicherlich fressen die Igel nicht nur Schnecken mit Körnern und die meisten Tiere werden wohl durch die einsetzende Wirkung des Giftes vom weiteren Fressen abgehalten. Sollte ein Tier jedoch die Schnecken sehr schnell und in größeren Mengen fressen (200 Schnecken!, GEMMEKE 1995), so ist eine Vergiftung auf diese Weise durchaus wahrscheinlich. Um diesen Punkt abschließend zu klären, müssen jedoch folgende Fragen noch beantwortet werden:

1. Wie viele Schnecken bleiben tatsächlich nach einer Intoxikation mit Metaldehyd neben dem Korn liegen?
2. Kleben die Körner durch den Schleim an den Schnecken fest?
3. Wie lange sind Schnecken mit daneben liegenden Körnern für Igel erreichbar und attraktiv?
4. Wie viele Schnecken mit Körnern werden von den Igel tatsächlich gefressen? (Die von mir im Rahmen dieser Arbeit untersuchten 4 Igel geben nur einen groben Hinweis.) Hierbei spielen jedoch nicht nur die Durchschnittswerte eine Rolle. Für die Frage, ob Igel überhaupt durch Metaldehyd zu Tode kommen können, ist die maximale Anzahl an Körnern, die mit Schnecken aufgenommen werden, ausschlaggebend.

Wie die Untersuchung ergeben hat, können neben letalen Giftmengen auch deutlich geringere Dosierungen Effekte bewirken, die für frei lebende Igel nachteilig sind. Die Verringerung der Laufaktivität um 25 % reduziert neben der Futteraufnahme auch die Wahrscheinlichkeit einen Fortpflanzungspartner zu finden und erhöht die Prädations- und Unfallgefahr. So würde besonders eine verminderte Überlebensrate während des Winterschlafes unbemerkt bleiben. Insofern verringern auch schon Metaldehyddosen von 60 - 70 mg kg⁻¹ die Überlebenswahrscheinlichkeit und die Fitness frei lebender Igel.

5 Zusammenfassung

Ziel dieser Arbeit ist die Erarbeitung einer Methode, mit der durch die Gabe subletaler Dosen des Molluskizids „Metaldehyd“ induzierte Änderungen im Verhalten von Igel quantifiziert werden können. Dabei soll gezeigt werden, welche der untersuchten Verhaltensweisen durch das Molluskizid verändert werden und in welchen Größenordnungen die Dosen an Metaldehyd liegen, die zu diesen Veränderungen führen. Es wird geprüft, ob für statistische Auswertungen wiederholte Messungen eingesetzt werden können, wodurch sich die Anzahl der benötigten Versuchstiere stark verringert. Darüber hinaus interessiert die Frage, ob die entsprechenden Dosen im Freiland für die Igel überhaupt erreichbar sind und ob Igel die entsprechenden Mengen auch aufnehmen können.

Bisher gilt v.a. der Tod der Individuen als Kriterium für eine schädigende Wirkung. Pflanzenschutzmittel können jedoch auch Auswirkungen auf Nichtzielorganismen haben, die zu Schädigungen der Tiere oder sogar zu einem Rückgang ganzer Populationen führen, ohne dass dieses früh genug bemerkt wird. In diesem Fall käme ein Handeln unter Umständen zu spät. Durch Verhaltensänderungen als Indikator können subletale Wirkungen von Pflanzenschutzmitteln frühzeitig erkannt und bei der Anwendung der Mittel berücksichtigt werden.

Am Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft in Münster sind in den Jahren 1993 – 1995 insgesamt 21 Igel untersucht worden. Für die Aufzeichnung des Verhaltens der Tiere hat ein Open-Field mit einem computergesteuerten Lichtschrankensystem zur Verfügung gestanden. Im Hauptversuch sind 14 RR Igel eingesetzt worden, 9 davon haben den Versuch bis zum Ende durchlaufen. Die anderen 5 haben im Lauf der Untersuchung das Futter mit dem darin enthaltenen Wirkstoff, Körner aus handelsüblichem Schneckenkorn, verweigert. Das Verhalten wurde so detailliert wie möglich erfasst, ein nachträgliches Zusammenfassen einzelner Verhaltensweisen zu übergeordneten Mustern ist möglich. Jedes Tier hat fünf Eingewöhnungsläufe im Open-Field ohne Wirkstoff absolviert. Der anschließende Hauptversuch hat sich aus sechs Läufen zusammengesetzt. Ein Lauf hat als Bezugslauf – ebenfalls ohne Wirkstoff – gedient, die anderen fünf werden mit Metaldehyddosen von 40 – 80 mg kg⁻¹ (in Schritten zu 10 mg) durchgeführt. Die Tiere sind wiederholt gemessen worden und haben als ihre eigene Kontrolle gedient → repeated measure. Die Igel sind auf zwei Gruppen verteilt worden, die ihre Wirkstoffdosen in unterschiedlicher Reihenfolge verabreicht bekommen haben, so dass mögliche Akkumulationseffekte, die durch die wiederholte Gabe des Metaldehyds entstehen, erkannt werden.

Im Open-Field ist die Bewegung der Tiere mit Lichtschranken erfasst und am Computer ausgewertet worden. Zusätzlich wurden die Läufe im Open-Field auf Videoband aufgezeichnet. Jeder Verhaltensweise konnte somit nicht nur eine Dauer (t) sondern auch eine Anzahl an unterbrochenen Lichtschranken zugeordnet werden (Ambulation, Amb). Das Verhältnis dieser beiden Größen (Amb/t) ergibt eine Aktivität ($v \hat{=} \text{Bewegung pro Zeit} \rightarrow \text{Geschwindigkeit}$). Die von allen Tieren in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen sind mit einer Diskriminanzanalyse auf ihren trennenden Einfluss hin untersucht worden.

Aufgrund des mehrfach gestuften Faktors „Dosis“ konnte eine Dosis-Wirkungsanalyse berechnet werden.

Nicht alle gezeigten Verhaltensweisen eignen sich für eine Beschreibung der Auswirkungen des Pflanzenschutzmittels. Besonders die detaillierteren Muster sind entweder nicht von allen Igeln oder nicht in allen Läufen gezeigt worden. Die Igel haben die hierzu zählenden Verhaltensweisen „Selbstbespeicheln“, „Defäkation“ und „Urinieren“ nur mit zeitlichen Anteilen von unter 1 % gezeigt. Diese Muster sind zu selten, als dass sie statistisch sinnvoll hätten ausgewertet werden können.

Häufige, nicht in allen Läufen gezeigte Verhaltensweisen fehlen nur in wenigen Läufen. Hierzu zählen „Sitzen - ohne Aktivität“, „Recken“ und „Komfort“. Sie sind mit dem nichtparametrischen Friedman-Test ausgewertet worden. Aufgrund der geringen Individuenzahl und der hohen Varianz innerhalb des Verhaltens konnten jedoch keine signifikanten Unterschiede zwischen den Dosisgruppen aufgezeigt werden. Lediglich die Verhaltensweise „Recken“ zeigt einen Trend zu geringeren zeitlichen Anteilen.

Die in allen Läufen gezeigten Verhaltensweisen „Sitzen – mit Aktivität“ und „Laufen“ (mit „Laufen – mit Exploration“, „Laufen – ohne Exploration“ und „Stop and Go“ wurden mit varianzanalytischen Mitteln ausgewertet. Für beide Muster (kurz: „Sitzen“ und „Laufen“) werden die Ambulation (Amb), die Dauer (t) und der Quotient aus beiden, die Aktivität (v) betrachtet.

Die Variablen „Aktivität, Laufen“, „Dauer, Sitzen“ und „Aktivität, Sitzen“ sind mit geeigneten Transformationen an eine Normalverteilung angepasst worden (transformierte Variablen werden mit einem Strich gekennzeichnet). Die Variablen „Ambulation, Laufen“, „Ambulation, Sitzen“ und „Dauer, Sitzen“ konnten nicht transformiert werden.

Die „Aktivität, Laufen“ (v'_L) hat univariat eine signifikante Trennung der Dosisgruppen gezeigt, d.h. die Tiere verringern ihre Laufaktivität mit zunehmender Dosis des Pflanzenschutzmittels.

Für die „Dauer, Sitzen“ (t'_{S-mi}) und die „Aktivität, Sitzen“ (v'_{S-mi}) konnte alleine jeweils kein Einfluss auf die Trennung der Dosisgruppen nachgewiesen werden, bei einer multivariaten Auswertung hat sich hingegen ebenfalls ein signifikantes Ergebnis gezeigt. Hierbei hat die Dauer, die die Tiere mit Sitzen zubringen zugenommen, die Aktivität dabei jedoch abgenommen, d.h. die Tiere sind häufiger mit geringerer Bewegung am Ort geblieben.

Eine Dosis-Wirkungsanalyse ist analog zur Bestimmung einer LD_{50} durchgeführt worden. Als Kriterium hat die Verringerung der Laufaktivität um 25 % gedient. Danach liegt die Dosis, bei der durchschnittlich 50 % der Tiere ihre Laufaktivität um 25 % verringern, bei $64,9 \text{ mg kg}^{-1}$. Diese Dosis habe ich VD_{50} (verhaltensändernde Dosis) genannt. Aufgrund der wiederholten Messungen und der geringen Anzahl an Versuchstieren sind die Konfidenzintervalle zu progressiv berechnet worden, d.h. kleiner als sie es tatsächlich sind. Mit dem Verfahren ist lediglich die Vorgehensweise beispielhaft aufgezeigt worden.

Im Anschluss an die Läufe im Open-Field ist eine Schrittanalyse mit den Igeln durchgeführt worden. Die Tiere laufen dazu nach ihrem jeweiligen Open-Field-Lauf über einen durchsichtigen Laufsteg und werden dabei von unten mit einer Videokamera gefilmt. Die Videobilder werden im Computer digitalisiert und am Bildschirm vermessen. Anhand der Schritte werden die Parameter „Schrittlänge“, „Schrittbreite“ und „Differenz des Schrittwinkels (Winkeldifferenz)“ berechnet. Die vordere und hintere Schrittlänge zeigen mit zunehmender Dosierung eine signifikante Veränderung: Die Schritte werden kürzer. Ebenso zeigt die vordere Schrittbreite eine von der Giftdosis abhängige Verbreiterung. Dieses Ergebnis deutet darauf hin, dass die Tiere mit zunehmender Giftmenge langsamer laufen, was der im Open-Field gemessenen Aktivitätsminderung entspricht.

In einem als Übersichtstest angelegten Fütterungsversuch sind den Igeln Schnecken angeboten worden, die in unterschiedlichen Abständen zu ganzen Schneckenkörnern entfernt ausgelegt waren.

Ganze Schneckenkörner werden von Igel gefressen, wenn sie neben den Ackerschnecken liegen. Bei einem Abstand zwischen Schnecke und Korn von 0,5 cm hat der Anteil an mitgefressenen Körnern 20,3 % betragen und ist auf 55,1 % gestiegen, wenn die Schnecken direkt neben den Körnern gelegen haben. Der Maximalwert eines Tieres hat 87,5 % betragen. Da nur vier Tiere für die Fütterungsversuche zur Verfügung gestanden haben, ist das Ergebnis nur als Trend zu sehen. Trotzdem zeigen die Fütterungsversuche einerseits, dass bei sachgerechter Anwendung des Pflanzenschutzmittels Metaldehyd in Form von Schneckenkörnern genug Wirkstoff auf kleiner Fläche im Freiland vorhanden ist, um Vergiftungssymptome hervorzurufen und andererseits, dass eine Aufnahme ganzer Körner auf diese Weise durchaus möglich erscheint.

Subletale Auswirkungen von Metaldehyd auf Igel können anhand von Verhaltensänderungen quantifiziert werden. Metaldehyd verringert vor allem die Aktivität der Tiere schon bei Dosen von ca. 70 mg kg⁻¹ Körpergewicht.

Sofern das untersuchte Mittel nicht akkumuliert und durch die Untersuchung keine störenden Lerneffekte auftreten, kann durch die Anwendung wiederholter Messungen die Anzahl der Versuchstiere reduziert werden.

Das Pflanzenschutzmittel Metaldehyd ist im Freiland für die Igel erreichbar. Durch die Aufnahme ganzer Schneckenkörner zusammen mit den daneben liegenden Schnecken können Igel in kurzer Zeit und auf kleinem Raum genug Gift aufnehmen, um Vergiftungssymptome zu zeigen.

Anhang A Änderungen in den Dateien

A.1 Open-Field-Dateien

Das Steuerprogramm für das Open-Field zeichnet die Bewegungen der Igel im Open-Field auf. Jeweils 16 Lichtschranken registrieren in beiden Richtungen (x- und y- Richtung) den jeweiligen Aufenthaltsort der Tiere. Aus den x- und y- Koordinaten ergeben sich 256 Felder, zwischen denen die Igel wechseln können. Das Prinzip der Aufzeichnung zeigt Abbildung 58.

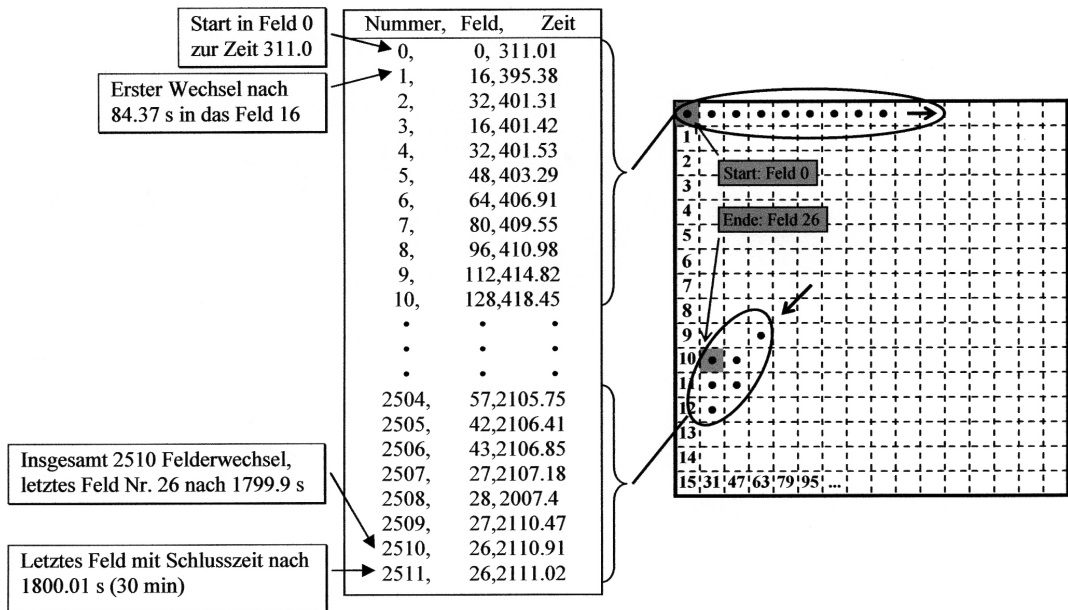


Abb. 59 Aufzeichnung einer Open-Field-Datei aus dem entsprechenden Laufmuster. Zu Beachtung schenken ist, dass die Werte nicht in festen Zeitintervallen registriert werden, sondern ein neuer Wert nur bei einem Felderwechsel entsteht. Die Startzeit liegt in diesem Beispiel bei $t = 311,01$ s nach Start des Programms.

Das Open-Field-Programm kann in zwei verschiedenen Modi gestartet werden. Bei normalem Aufruf legt das Programm „asc“-Dateien (Abkürzung für Ascii), die eine Größe von 5999 Felderwechseln nicht überschreiten. Alle weiteren Daten gehen bei dieser Aufzeichnungsform verloren. Das Open-Field kann jedoch mit der Einstellung „Große Dateien“ gestartet werden (empfohlen). Dabei werden Dateien mit dem Suffix „oda“ erzeugt (Open-Field-Datei). Auch hier sind höchstens 5999 Felderwechsel enthalten. Werden mehr Felder durchlaufen, erzeugt das Programm jedoch eine zusätzliche Datei, in der die weiteren Felderwechsel enthalten sind („oap“-Dateien). Diese Dateien habe ich mit einem herkömmlichen Editor zusammen gelegt und ebenfalls mit der Endung „oda“ versehen.

Im Header der „oda“-Dateien stehen allgemeine Angaben:

- Das Datum, die Uhrzeit und die Dauer [min] des Versuchs
- „Latenz“ → Zu Beginn eines Laufes wird das Programm für die Aufzeichnung gestartet. Es steht zunächst auf Bereitschaft. Erst mit Einsetzen des Igels in das Open-Field wird die eigentliche Aufnahme gestartet (erster Lichtschrankenwechsel). Die Zeit [s] zwischen dem Start des Programms und dem Beginn der tatsächlichen Aufzeichnung ist die Latenzzeit. Sie hat für meine Auswertungen keine Bedeutung.
- „Beginn“ → Startzeit des Versuches [s] gerechnet nach dem Einschalten des Computers. Diese Zeit wird zu den Zeitangaben der Felderwechsel hinzu gerechnet (0).

Nach den jeweiligen Läufen habe ich zusätzlich den Dateinamen, die Angabe, ob das Tier wach oder schlafend war und das Gewicht des Igels in den Header eingefügt.

Den Aufbau der Dateien zeigt Abbildung 59.

Versuch,wach,Gewicht,Datum,Uhrzeit,Dauer,Latenz,Beginn			
A60150,j,927g,07-20-1995,00:52:54,30,20.43,3722.13			
Feld,Anzahl,Dauer			} Aufstellung aller 256 Felder des Open-Fields (0 – 255) mit der Anzahl der Besuche und der Gesamtaufenthaltszeit [s].
0, 5, 59.31			
1, 9, 18.22			
2, 12, 19.77			
.			
.			
253, 12, 20.53			
254, 6, 11.3			
255, 0, 0			
Nummer,Feld,Zeit			
0, 15,3722.13			
1, 1,3722.24			
2, 0,3722.35			
.			
.			
.			
1989, 33,5520.83			
1990, 34,5522.15			
1991, 34,5522.15			

Abb. 60 Allgemeiner Aufbau der vom Computer erzeugten Open-Field-Datei („oda“-Datei).

A.2 Änderungen in den Open-Field-Dateien

Die Originaldateien des Open-Field-Programms müssen für die weitere Auswertung überarbeitet werden. Zum einen werden Änderungen vorgenommen, die das spätere Zusammenfügen mit den Verhaltensdaten erleichtern, zum anderen müssen Fehler entfernt werden, die durch die Messtechnik des Open-Fields entstehen. Ich habe Computerprogramme geschrieben, die diese nachträglichen Änderungen vornehmen und die auftretenden Fehler beseitigen.

„Beginn“-Zeit und „Letztes Feld“: Das Programm beginnt die Zeitaufzeichnung mit dem oben beschriebenen willkürlichen Wert („Beginn“). Alle angegebenen Zeiten sind um diesen Wert erhöht. Diese Zeit wird von den Zeiten der Felderwechsel abgezogen, die Aufzeichnung beginnt mit der Zeit $t = 0$ s.

Am Ende der Aufzeichnung wird das letzte Feld zusammen mit der Schlusszeit nochmals gespeichert. Es ist dadurch fälschlicherweise zweimal vorhanden und wird entfernt. Die Aufzeichnungen enden mit dem Felderwechsel in das Feld, in dem sich der Igel bei Ende der Aufzeichnung befand. Die restliche Zeit ist die Differenz zur Laufzeit von 1800 sec.

„Wackelpaare“: Es können mehrere Lichtschranken gleichzeitig unterbrochen werden. Dies kann entweder durch die Tiere verursacht sein oder eine Lichtschranke ist während des Laufes verschmutzt worden. Die Aufzeichnung springt dann mit der Abtastfrequenz zwischen zwei Feldern hin und her (Kap. 2.6.1). Diese Feldpaare nenne ich Wackelpaare (Abbildung 60). In der Aufzeichnung ist dadurch eine höhere Anzahl Felderwechsel enthalten, als tatsächlich durchlaufen wurde. Wie in Kap. 2.6.1 beschrieben, wird das Open-Field in Intervallen von längstens 0,33 sec abgetastet. Treten zwei oder mehr Wackelpaare mit dieser oder einer kürzeren Zeitdifferenz hintereinander auf, so handelt es sich um einen Fehler. Diese Wackelpaare werden aus den Dateien entfernt.

Nummer, Feld, Zeit		
0, 0, 0.00		
1, 1, 2.19		
2, 0, 7.03		
⋮		
145, 200, 119.73	}	1. Paar
146, 201, 120.06		
147, 200, 120.39	}	2. Paar
148, 201, 120.61		
149, 200, 120.94	}	3. Paar
150, 201, 121.05		
151, 202, 121.38	}	4. Paar
152, 203, 122.48		
⋮		

Abb. 61 Aufzeichnungssequenz mit vier aufeinander folgenden Wackelpaaren. Das zweite Feld eines Paares ist gleichzeitig das erste Feld des folgenden Paares.

„**Sprünge**“: In der Reihenfolge der Felder können Lücken vorhanden sein. Durch die Lichtschrankensteuerung (Kap. 2.6.1) können bei schnell laufenden Igel Fehler in der Ortsbestimmung auftreten. Ist der Igel mehr als ein Feld weiter gelaufen, wenn die Information im Rechner erneuert wird, entstehen im Laufmuster diese Lücken.

Dabei handelt es sich um Felder, über die der Igel „hinüber gesprungen“ zu sein scheint. Da die Tiere das nicht können, fehlt an diesen Stellen die Aufzeichnung. Diese fehlenden Felder habe ich nachträglich ergänzt. Hierzu dienten folgende Kriterien:

Da diese Fehler nur auftreten, wenn die Tiere relativ schnell laufen, kann eine gleichmäßige Fortbewegung vorausgesetzt werden. Die fehlenden Zeiten werden daher gemittelt.

Die fehlenden Felder werden in gerader Linie zwischen dem letzten Feld vor und dem ersten Feld nach dem „Sprung“ ergänzt, was der Mindestzahl neuer Felder entspricht.

Abbildung 61 zeigt einen Lauf, der zu diesem Fehler geführt hat, die resultierende Datei und die entsprechende Korrektur.

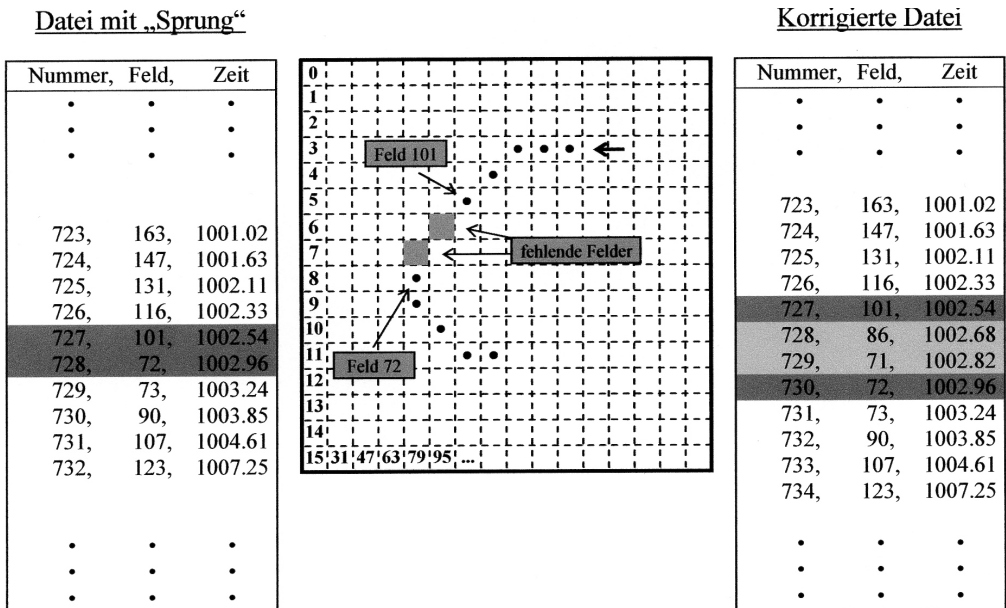


Abb. 62 Einfügen der fehlenden Felder nach einem „Sprung“. Links ist die Datei vorher zu sehen, rechts die korrigierte Datei. Die Felder „86“ und „71“ wurden nachträglich eingefügt.

A.3 Observerdateien

Das Programm „The Observer“ der FA. NOLDUS (Kap. 2.7.2) erzeugt Ascii-Dateien, (.odf-Dateien → Observer data file) die ebenfalls nachträglich mit einem Editor bearbeitet werden können. Für jede Verhaltensweise wird ein Kürzel definiert, das zusammen mit den Zeiten des Auftretens abgespeichert wird. Abbildung 62 zeigt den allgemeinen Aufbau der Observer-Dateien.

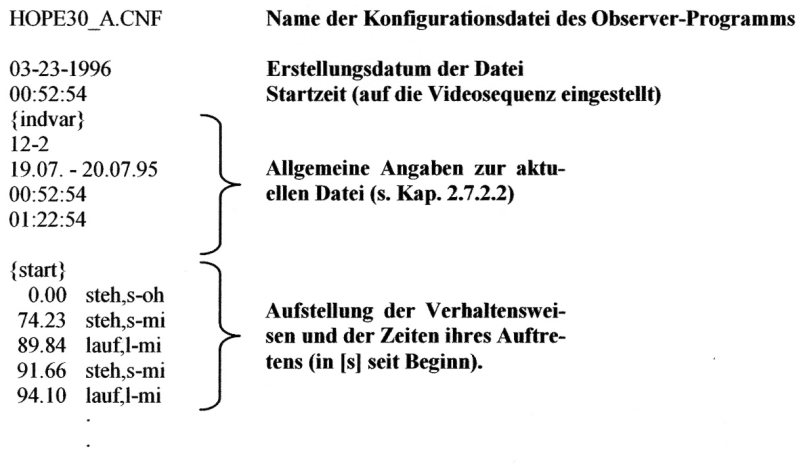


Abb. 63 Allgemeiner Aufbau der originalen Observer-Datei („odf“-Datei).

Die Kürzel für die Verhaltensweisen sind vier Zeichen lang. Wird eine allgemeine Verhaltensweise, wie „laufen“ (lauf) in weitere speziellere Muster unterteilt, so wird diese Spezifizierung in weiteren vier Zeichen mit angegeben, z.B. „laufen, mit Exploration“ (lauf,l-mi).

A.4 Änderungen in den Observer-Dateien

Auch die Observerdateien müssen vor einer weiteren Verarbeitung verändert werden, um die Inhalte zu vereinheitlichen und um das spätere Zusammenlegen mit den Open-Field-Dateien zu erleichtern. Um diese Veränderungen durchzuführen, habe ich ebenfalls Computerprogramme geschrieben.

Verhaltensweisen angleichen: Die Kürzel aus acht Zeichen können verkürzt werden, da die Information über die allgemeine Verhaltensweise im zweiten Teil des Kürzels ebenfalls enthalten ist. So gibt das Kürzel „l-mi“ bereits an, dass es sich um die Kategorie „laufen“ handelt. Das Kürzel „lauf“ ist daher redundant und kann entfernt werden. Diese Änderung erleichtert die weitere Verarbeitung der Dateien mit dem Computer.

„Dauer“ hinzufügen: In einem weiteren Schritt wird der Header entfernt; das ist der Bereich vor der ersten Verhaltensweise. Zusätzlich wird zu jedem Eintrag die jeweilige Dauer [s] hinzugefügt. Den Aufbau der veränderten Dateien zeigt Abbildung 63.

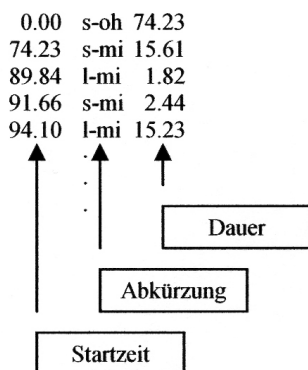


Abb. 64 Veränderte Observer-Datei ohne Header und mit den Einzelzeiten der jeweiligen Verhaltensweisen.

A.5 Zusammenlegen der Dateien

Die korrigierten Open-Field- und Observerdateien werden zu einer gemeinsamen Datei zusammengelegt. Dabei entsteht vom Aufbau her eine Observer-Datei, die in einer weiteren Spalte die Anzahl der Felderwechsel zeigt, die während des Zeigens einer Verhaltensweise auftraten. Aus diesen Daten kann neben der Ambulation und der Dauer in weiteren Auswertungen auch die Aktivität berechnet werden. Die Werte werden in das Tabellenkalkulationsprogramm EXCEL importiert und weiterverarbeitet. Von hieraus ist auch ein Weiterexport in das Statistikprogramm SAS möglich. Abbildung 64 zeigt den Aufbau der zusammengesetzten Dateien.

0.00	s-oh	74.23	0
74.23	s-mi	15.61	1
89.84	l-mi	1.82	3
91.66	s-mi	2.44	1
94.10	l-mi	15.23	6
.	.	.	.
.	.	.	.

Abb. 65 Aufbau der zusammengesetzten Dateien. Enthalten sind die Information über das gezeigte Verhalten, zu welchem Zeitpunkt die Verhaltensweise auftritt (nach Beginn des Laufes in [s]), über die Dauer (in [s]) und über die Anzahl der dabei auftretenden Felderwechsel.

Anhang B SAS-Programme

B.1 Test auf Normalverteilung

Die Daten werden in einem vorherigen Data-Step eingelesen (nicht gezeigt). Ein Datensatz besteht aus den Variablen **dosis** und der Variable **wert** (enthält die Ausprägung einer Verhaltensweise).

Die einzelnen Schritte werden im Anschluss an die Auflistung erklärt (Nummern).

```

1)  data normtest;
    w1=(wert+1)**2-0.5)/(2*10**6);
    keep dosis wert w1;
    run;

2)  proc glm data=normtest;
    class dosis;
    model w1=dosis;
    output out=resid residual=res;
    run;

3)  proc univariate data=resid normal;
    var res;
    run;

```

Erklärungen:

1. Der Data-Step transformiert die Variable **wert**. Das Ergebnis steht in der Variablen **w1**. Diese beiden Variablen und die Variable **dosis** werden in der SAS-Datei **normtest** beibehalten. Im Beispiel steht die Transformation für die Verhaltensweise „Dauer – Sitzen, mit Aktivität“.
2. Die **GLM**-Prozedur wird genutzt, um für jede Dosis getrennt die Residuen zu berechnen. Diese werden als Variable **res** in der SAS-Datei **resid** gespeichert.
3. Die Daten entsprechen der Normalverteilungsannahme, wenn die Residuen dieser Annahme entsprechen (GRAF & ORTSEIFEN 1995). Der Vorteil der Residuen ist die Unabhängigkeit von den einzelnen Dosisgruppen. Die **UNIVARIATE**-Prozedur liefert neben verschiedenen Kennwerten auch einen Shapiro-Wilks-Anpassungstest für die Normalverteilungsannahme.

B.2 Test auf Varianzhomogenität

Die Daten werden in einem vorherigen Data-Step eingelesen (nicht gezeigt). Ein Datensatz besteht aus den Variablen **dosis** und der Variable **wert** (enthält die Ausprägung einer Verhaltensweise).

```

1)  data levdaten;
    set rohdaten;
    tS=(wert+1)**2-0.5)/(2*10**6);
    keep dosis tS;
    run;

2)  proc sort data= levdaten;
    by dosis;
    run;

3)  proc univariate data=levdaten noprint;
    output out=levene MEAN=mittel MEDIAN=median;
    var tS;
    by dosis;
    run;

4)  data levene;
    merge levdaten levene;
    by dosis;
    Res1=ABS(tS-mittel);
    Res2=ABS(tS-median);
    run;

```

```
5) Proc GLM data=levene;
    class dosis;
    model Res1=dosis;
    title 'Klassischer Levene-Test';
run;

Proc GLM data=levene;
    class dosis;
    model Res2=dosis;
    title 'Modifizierter Levene-Test';
run;
```

Erklärungen:

1. Der **DATA**-Step transformiert die Variablen (Kap.3.3.3.1).
2. Die Werte müssen für die weitere Verarbeitung nach der Variablen **dosis** sortiert sein.
3. Die **UNIVARIATE**-Prozedur erzeugt, für jede Dosisgruppe getrennt, den Gruppenmedian und den Gruppenmittelwert und speichert die Werte in der Datei **levene**.
4. Der **DATA**-Step vereinigt die beiden SAS-Dateien und berechnet zusätzlich die Residuen für die Mediane bzw. Mittelwerte.
5. Die **GLM**-Prozeduren berechnen mit den Residuen in Abhängigkeit der Dosen einfache Varianzanalysen. Zur Erklärung GRAF & ORTSEIFEN (1995).

B.3 Test auf Multinormalverteilung

Die Daten befinden sich in der angegebenen Datei. Jeder Datensatz besteht aus der Variablen **dosis** und den Variablen **ts1**, **vL1** und **vs1**. Sie entsprechen den Verhaltensweisen, die ein Igel bei der jeweiligen Dosis gezeigt hat. Die Variablen eines Datensatzes sind reihenweise angeordnet.

```
1) DATA mult1;
    INFILE 'C:\Eigene Dateien\SAS\lauf_s05.prn';
    INPUT Dosis ts1 vL1 vs1;
    ts=((ts1+1)**2-0.5)/2/1000000;
    vL=LOG10(SQRT(vL1+1)-1);
    vs=1/(SQRT(0.5*vs1+1));
RUN;

2) DATA mult1;
    INFILE 'C:\Eigene Dateien\SAS\lauf_s05.prn';
    INPUT Dosis ts1 vL1 vs1;
    ts=((ts1+1)**2-0.5)/2/1000000;
    vL=LOG10(SQRT(vL1+1)-1);
    vs=1/(SQRT(0.5*vs1+1));
RUN;

PROC GLM DATA= mult1;
    CLASS dosis;
    MODEL vL=dosis;
    OUTPUT OUT=vL_resid RESIDUAL=vLr;
RUN;

PROC GLM DATA= mult1;
    CLASS dosis;
    MODEL vs=dosis;
    OUTPUT OUT=vs_resid RESIDUAL=vSr;
RUN;

3) DATA mult;
    MERGE ts_resid vL_resid vs_resid;
RUN;

4) %multnorm(DATA=mult,VAR=tSr vLr vSr);
```

Erklärung:

1. Der **DATA**-Step liest die Variablen ein und transformiert sie.
2. Für jede der transformierten Variablen wird eine Varianzanalyse durchgeführt. Hierbei berechnet die Prozedur **GLM** wieder die Residuen für die einzelnen Dosisgruppen getrennt und speichert diese in einer neuen SAS-Datei.
3. Die Multinormalverteilungsannahme wird, genauso wie der univariate Fall, anhand der Residuen überprüft (Kap. 3.3.3.1). Hierzu werden die Residuen der einzelnen Variablen in einer Datei zusammengelegt.
4. Das SAS-Makro `%multnorm` ist von FAN (1996) geschrieben worden und berechnet die Anpassungstests für die Normalverteilung der Variablen und, als Test auf Multinormalität, die Kurtosis nach MARDIA (1970).

B.4 Diskriminanzanalyse

Die Daten weisen die gleiche Struktur auf wie für den Test auf Multinormalität (0).

```

1) Data disc;
   infile 'C:\Eigene Dateien\SAS\lauf_s05.prn';
   Input Dosis$ tS1 vL1 vS1;
   tS=( (tS1+1)**2-0.5) / (2*100000);
   vL=LOG10 (SQRT (vL1+1) -1);
   vS=(1/ (SQRT (0.5*vS1+0.5)));
   Run;

2) Proc discrim data=disc Pool=Test Canonical Manova;
   Var tS vL vS;
   Class Dosis;
   Run;

```

Erklärung:

1. Der **DATA**-Step liest die Variablen ein und transformiert sie.
2. Die Diskriminanzanalyse wird, wie bei BORTZ (1999) angegeben, berechnet. Die Ausgabe enthält u.a. die Ladungen für die einzelnen Variablen.

B.5 Varianzanalysen

Die Datei für die Varianzanalyse muss eine besondere Struktur aufweisen. Alle Variablen aus allen Dosisbereichen ergeben pro Igel einen Datensatz. Für die neun Tiere ergeben sich demnach nur neun Datensätze. Bei sechs Dosisgruppen und 3 Verhaltensweisen weist ein Datensatz 18 Variablen zuzüglich der Gruppenangabe auf.

```

1) data varianz;
   infile 'C:\Eigene Dateien\SAS\lauf_s04.prn';
   input group tos1-tos6 vol1-vol6 vos1-vos6;

   ts1=(( (tos1+1)**2-0.5) / (2*1000000) );ts2=(( (tos2+1)**2-
0.5) / (2*1000000) );
   ts3=(( (tos3+1)**2-0.5) / (2*1000000) );ts4=(( (tos4+1)**2-
0.5) / (2*1000000) );
   ts5=(( (tos5+1)**2-0.5) / (2*1000000) );ts6=(( (tos6+1)**2-
0.5) / (2*1000000) );

   v11=LOG10 (SQRT (vol1+1) -1) ;v12=LOG10 (SQRT (vol2+1) -1) ;
v13=LOG10 (SQRT (vol3+1) -1) ;v14=LOG10 (SQRT (vol4+1) -1) ;
v15=LOG10 (SQRT (vol5+1) -1) ;v16=LOG10 (SQRT (vol6+1) -1) ;

   vs1=1/ (sqrt (0.5*vos1+0.5) ) ;vs2=1/ (sqrt (0.5*vos2+0.5) ) ;
vs3=1/ (sqrt (0.5*vos3+0.5) ) ;vs4=1/ (sqrt (0.5*vos4+0.5) ) ;
vs5=1/ (sqrt (0.5*vos5+0.5) ) ;vs6=1/ (sqrt (0.5*vos6+0.5) ) ;
   run;

2) proc glm data=test;
   model ts1-ts6 vs1-vs6= / NoUni;
   repeated var 2, Dosis 6 / nom;
   run;
quit;

```

Erklärung:

1. Aufgrund der besonderen Anordnung der Daten müssen alle Variablen einzeln benannt und transformiert werden.
2. In diesem **DATA**-Step werden die drei benutzten Variablen zusammen eingelesen. Das Beispiel zeigt jedoch nur die multivariate Varianzanalyse für die beiden transformierten Variablen t_{S-mi} und v_{S-mi} , wie in Kap. 3.3.3.1 beschrieben. Mit der **REPEATED**-Anweisung werden die Kontraste der einzelnen Dosisgruppen zur letzten Dosis (80 mg kg⁻¹) berechnet (SAS INSTITUTE INC., 1992; GRAF & ORTSEIFEN, 1995).

B.6 Probitanalyse

```

1)      Data probdat;
        infile cards eof=eof;
        Input dosis n vl;
        Pvl=vl/n;
        output;
        return;
        eof: do dosis=20 to 200 by 0.5;
            output;
            end;
        cards;
           0   9  0
          40   9  2
          50   9  2
          60   9  3
          70   9  6
          80   9  6
        run;

2)      proc probit log data=probdat;
        model vl/n=dosis / lackfit inversecl itprint;
        output out=rohamb1 p=prob std=std xbeta=xbeta;
        run;

3)      data graf;
        mu=4.511305;
        sigma=0.35443;
        S11=0.046215;
        S12=0.037112;
        S22=0.037891;
        set rohamb1;
        V=S11+(((log(dosis)-mu)/sigma)**2)*S22+2*(log(dosis)-
mu)/sigma*(-S12);
        upp=exp(log(dosis)+1.96*sqrt(V));
        down=exp(log(dosis)-1.96*sqrt(V));
        keep dosis pvl prob upp down;
        run;
    
```

Erklärung:

1. Der **DATA**-Step liest die Variablen aus der Liste ein (**cards**). Zusätzlich wird die Variable **dosis** von 20 bis 200 mg kg⁻¹ in Schritten von 0,5 mg kg⁻¹ erzeugt. Diese Werte werden später für die Erzeugung einer Grafik benötigt.
2. Die Prozedur **PROBIT** berechnet die Probitanalyse. Die errechneten Parameter werden in der Datei **rohamb1** gespeichert, die Werte für den Mittelwert, die Standardabweichung und die übrigen Streuungsmaße werden auf dem Bildschirm ausgegeben.
3. Der zweite **DATA**-Step erzeugt aus den berechneten Parametern die Werte für die Grafik. Diese bestehen aus der Regressionskurve und dem oberen und dem unteren Vertrauensintervall.

Anhang C Berechnungen für die Schrittanalyse

C1 Koordinatentransformation

Das Koordinatensystem des Laufstegs stellt ein metrisches System dar, dessen Achsen von den Basisvektoren $\begin{pmatrix} 1 \\ 0 \end{pmatrix}$ und $\begin{pmatrix} 0 \\ 1 \end{pmatrix}$ aufgespannt werden. Die Koordinaten der Basisvektoren werden am Bildschirm

in einem Pixelsystem gemessen. Die Achsen des metrischen Systems sind gegenüber dem Pixelsystem gedreht. Diese Drehung ist durch die Aufstellung der Kamera bedingt. Die Basisvektoren erhalten im

Pixelsystem die Koordinaten $\begin{pmatrix} a \\ b \end{pmatrix}$ und $\begin{pmatrix} c \\ d \end{pmatrix}$. Um das Pixelsystem in das metrische System zu transfor-

mieren, wird eine lineare Funktion benötigt, die die Vektoren $\begin{pmatrix} a \\ b \end{pmatrix}$ und $\begin{pmatrix} c \\ d \end{pmatrix}$ auf die Basisvektoren abbil-

det (J. PLÜMER mündl. Mitt.):

$$f : \begin{pmatrix} a \\ b \end{pmatrix} \mapsto \begin{pmatrix} 1 \\ 0 \end{pmatrix}, \begin{pmatrix} c \\ d \end{pmatrix} \mapsto \begin{pmatrix} 0 \\ 1 \end{pmatrix}.$$

Eine solche Funktion lässt sich einfach durch die Umkehrfunktion bestimmen. Es ergeben sich

$$f^{-1} \begin{pmatrix} 1 \\ 0 \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} a & c \\ b & d \end{pmatrix} \cdot \begin{pmatrix} 1 \\ 0 \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} a \\ b \end{pmatrix} \text{ und}$$

$$f^{-1} \begin{pmatrix} 0 \\ 1 \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} a & c \\ b & d \end{pmatrix} \cdot \begin{pmatrix} 0 \\ 1 \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} c \\ d \end{pmatrix}.$$

Damit gilt allgemein

$$f^{-1} \begin{pmatrix} x' \\ y' \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} a & c \\ b & d \end{pmatrix} \cdot \begin{pmatrix} x' \\ y' \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} x \\ y \end{pmatrix}.$$

Durch Multiplikation mit der inversen Matrix

$$\begin{pmatrix} a & c \\ b & d \end{pmatrix}^{-1} = \frac{1}{ad-bc} \cdot \begin{pmatrix} d & -c \\ -b & a \end{pmatrix}$$

ergibt sich die Abbildung des Pixelsystems auf das metrische System:

$$f \begin{pmatrix} x \\ y \end{pmatrix} = \begin{pmatrix} x' \\ y' \end{pmatrix} = \frac{1}{ad-bc} \cdot \begin{pmatrix} d & -c \\ -b & a \end{pmatrix} \cdot \begin{pmatrix} x \\ y \end{pmatrix}.$$

Dieses lineare Gleichungssystem liefert direkt die Gleichungen, mit denen die Koordinaten aus dem Pixelsystem in das metrische System umgerechnet werden können. Um die Koordinaten richtig zu skalieren, werden sie mit den jeweiligen Maßstäben multipliziert:

$$\boxed{x' = \frac{dx - cy}{ad - bc} \cdot f'_x} \quad \text{und} \quad \boxed{y' = \frac{ay - bx}{ad - bc} \cdot f'_y}$$

C2 Fehlerabschätzung

Die Funktion

$$x' = \frac{dx - cy}{ad - bc}$$

zur Transformation der Koordinaten hängt von sechs Messgrößen ab:

$$x' = f(a, b, c, d, x, y).$$

Die Messungenauigkeiten der einzelnen Messgrößen beeinflusst die Messungenauigkeit der transformierten Variablen entsprechend der Berechnung der Fehlerfortpflanzung (BANTEL 2000):

$$e = \pm \sqrt{\left(\frac{\delta x'}{\delta a} \cdot e_a\right)^2 + \left(\frac{\delta x'}{\delta b} \cdot e_b\right)^2 + \left(\frac{\delta x'}{\delta c} \cdot e_c\right)^2 + \left(\frac{\delta x'}{\delta d} \cdot e_d\right)^2 + \left(\frac{\delta x'}{\delta x} \cdot e_x\right)^2 + \left(\frac{\delta x'}{\delta y} \cdot e_y\right)^2}$$

Zur Berechnung sind die partiellen Ableitungen nach den einzelnen Messgrößen nötig:

$$\frac{\delta x'}{\delta a} = -d \cdot \frac{dx - cy}{(ad - bc)^2}$$

$$\frac{\delta x'}{\delta b} = c \cdot \frac{dx - cy}{(ad - bc)^2}$$

$$\frac{\delta x'}{\delta c} = \frac{bdx - ady}{(ad - bc)^2}$$

$$\frac{\delta x'}{\delta d} = \frac{acy - bcx}{(ad - bc)^2}$$

$$\frac{\delta x'}{\delta x} = \frac{d}{ad - bc}$$

$$\frac{\delta x'}{\delta y} = \frac{-c}{ad - bc}$$

Durch den veränderten Cursor im Messprogramm ist es möglich, die Fußabdrücke auf einen Pixel genau anzuklicken, bei einer Bildschirmauflösung von 1024 x 768. Die jeweiligen Fehler ($e_a - e_x$) sind demnach 1 Pixel groß. Abbildung 65 und Abbildung 66 zeigen entsprechend der Berechnung der Fehlerfortpflanzung den absoluten und den relativen Fehler der Messung in Abhängigkeit von der Länge der gemessenen Strecke und der Länge des jeweiligen Maßstabes. Dieser hat die Längen $f'_x = 300$ mm, $f'_x = 400$ mm und $f'_x = 500$ mm. Dargestellt sind nur die Fehler in x-Richtung der Messung, die der y-Richtung berechnen sich entsprechend. Der Auswertung liegen 216 zufällig ausgewählte Fußabdrücke zu Grunde.

Deutlich zu erkennen ist die Auswirkung des Maßstabes auf die Fehlergenauigkeit. Die Punkte des Referenzgitters haben einen Abstand von 100 mm zueinander. Als Bezugspunkt sollte demnach eine möglichst große Strecke ausgewählt werden, da sich der Fehler der Berechnung mit größer werdenden Maßstab verringert. Abbildung 65 zeigt, dass der absolute Fehler ebenfalls in der Größenordnung von $\pm 1 - 1,2$ mm liegt und damit der Genauigkeit der herkömmlichen Methode entspricht. Ein relativer Fehler von unter 1 % (Abbildung 66) ist für die Genauigkeit dieser Art der Messungen ausreichend.

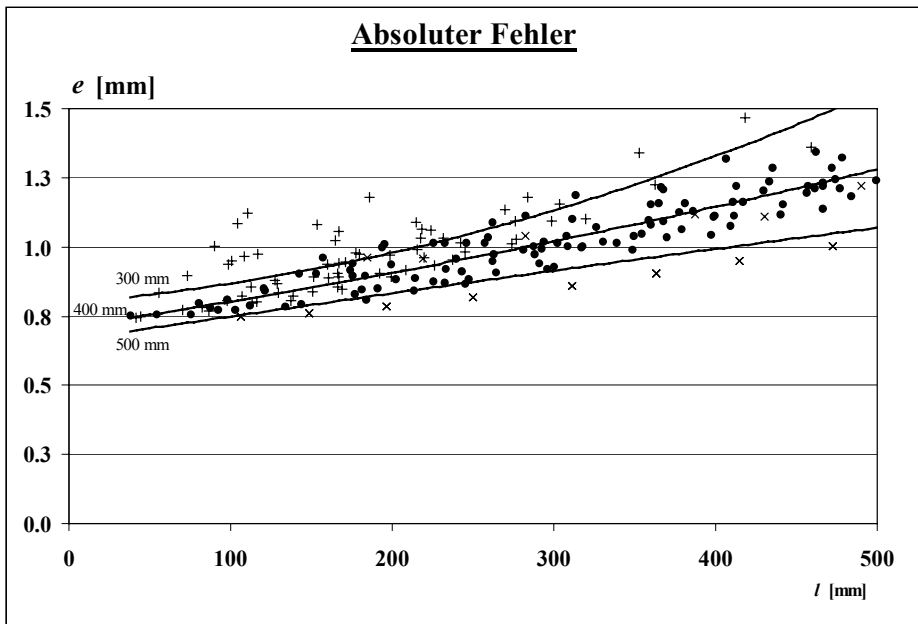


Abb. 66 Absoluter Fehler in Abhängigkeit der Länge der gemessenen Strecke.
 (+) Der Maßstab beträgt 300 mm (n = 74),
 (^) der Maßstab beträgt 400 mm (n = 114),
 (x) der Maßstab beträgt 500 mm (n = 28).

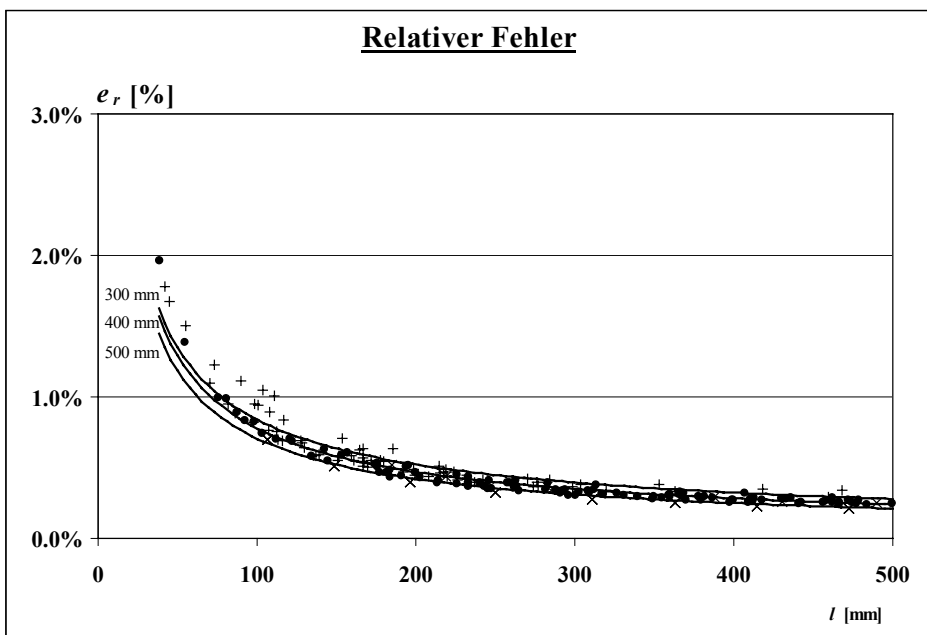


Abb. 67 Relativer Fehler in Abhängigkeit der Länge der gemessenen Strecke.
 (+) Der Maßstab beträgt 300 mm (n = 74),
 (^) der Maßstab beträgt 400 mm (n = 114),
 (x) der Maßstab beträgt 500 mm (n = 28).

Literatur

- AKAKA, W. H. & B. A. HOUCK (1980): The use of an ultrasonic monitor for recording locomotor activity. – Behavior Research Methods, Instruments & Computers 12 (5); S. 514 - 516.
- BANTEL, M. (2000): Grundlagen der Messtechnik. – Fachbuchverlag Leipzig; S. 80 ff.
- BAUER, P., V. SCHEIBER & F. X. WOHLZOGEN (1986): Sequentielle statistische Verfahren. – Gustav Fischer Verlag; Stuttgart, New York.
- BEACH, G. (1970): A sensitiv activity transducer. – Journal of the Experimental Analysis of Behavior 14 (2); S. 237 - 239.
- BERTHOUD, G. (1981): Les causes de mortalité chez le hérisson. – Econat, Bureau d'études en écologie appliquée, Yverdon; S. 13.
- BERTHOUD, G. (1982): Contribution à la biologie du hérisson (*Erinaceus europaeus* L.) et application à sa protection. – Dissertation an der Universität Neuchâtel.
- BESSEI, W. (1982): Die Reaktion von Küken auf eine fremde Welt. – Forschung - Mitteilungen der DFG 3/82; S. 25 - 28.
- BBA - Biologische Bundesanstalt (1998): Datenanforderungen und Entscheidungskriterien der Europäischen Union und der Bundesrepublik Deutschland im Zulassungsverfahren für Pflanzenschutzmittel. – zsgest. von der Abteilung für Pflanzenschutzmittel und Anwendungstechnik, Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Braunschweig; Mitt. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtschaft, Berlin-Dahlem. - Berlin: Parey.
- BOITANI, L. & G. REGGIANI (1984): Movements and activity patterns of Hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in Mediterranean coastal habitats. – Z. Säugetierk. 49; S. 193 - 206.
- BOOZE, T. F. & F. W. OEHME (1985): Metaldehyde toxicity: A review. – Vet. Hum. Toxicol. 27 (1); S. 11 - 19.
- BORBELY, A. (1970): Beitrag zur Frage der Metaldehydvergiftungen. – Diss. Universität Zürich.
- BORTZ, J. (1999): Statistik für Sozialwissenschaftler. – 5. Auflage; Springer-Verlag; Berlin, Heidelberg, New York.
- BROCKIE, R. (1976): Self-anointing by wild Hedgehogs, *Erinaceus europaeus*, in New Zealand. – Anim. Behav. 24; S. 68 - 71.
- BRODIE, E. D. (1977): Hedgehogs use toad venom in their own defence. – Nature 268; S. 627 - 628.
- BURG, R. VON & T. STOUT (1991): Metaldehyd. – J Appl Toxicol 11 (5); S. 337 - 378.
- BURTON, M. (1969): The Hedgehog. – André Deutsch; London.
- BVL - Bundesamt für Verbraucherschutz und Lebensmittelsicherheit (2005): Verzeichnis zugelassener Pflanzenschutzmittel, Braunschweig. – <http://www.bvl.bund.de>.
- CAMPBELL, P. A. (1973): The feeding behaviour of the hedgehog (*Erinaceus europaeus* L.) in pasture land in New Zealand. – Proc. N. Z. Ecol. Soc. 20 (Repr.); S. 35 - 40.
- CASSINI, M. H. & B. FÖGER (1995): The effect of foot distribution on habitat use of foraging hedgehogs and the ideal non-territorial despotic distribution. – Acta Æcologica 16 (6); S. 657 - 669.
- COCATRE-ZILGIEN, J. H. & F. DELCOMYN (1993): A new method for depicting animal step patterns. – Anim. Behav. 45; S. 820 - 824.
- DAUNDERER (1985): Metaldehyd. – Klinische Toxikologie, 1. Erg.-Lfg. 2/85, III-12.3; S. 1 - 3.
- DEICHSEL, G. & H. J. TRAMPISCH (1985): Clusteranalyse und Diskriminanzanalyse. – Gustav Fischer Verlag; Stuttgart, New York.
- DICKMAN, C. R. (1988): Age-related dietary change in the European hedgehog, *Erinaceus europaeus*. – J. Zool. Lond. 215; S. 1 - 14.

- DIMELOW, E. J. (1963): The behaviour of the Hedgehog (*Erinaceus europaeus* L.) in the routine of life in captivity. – Proc. Zool. Soc. Lond. 141; S. 281 - 289.
- DUFNER, J., U. JENSEN & E. SCHUHMACHER (1992): Statistik mit SAS. – Teubner; Stuttgart.
- EISENTRAUT, M. (1953): Vergleichende Beobachtungen über das Sichbespucken bei Igel. – Z. Tierpsychol. 10; S. 50 - 55.
- ESCH, G.J. VAN (1960): Short-term Toxicity of Metaldehyde and Acetaldehyde in Rats. – Rept. FT/10/60 Nati. Inst. Publ. Health 1960.
- ESSER, J. (1984): Untersuchung zur Frage der Bestandsgefährdung des Igels (*Erinaceus europaeus*) in Bayern. – Ber. ANL. 8; S. 22 - 64.
- FAN, X. (1996): An SAS program for assessing multivariate normality. – Educational and Psychological Measurement 56 (4); S. 668 - 674.
- FIRTH, A. M. (1992): Treatment of Snail Bait Toxicity in Dogs: Literature Review. – Veterinary Emergency and Critical Care Vol. 2, No. 1; S. 25 - 30.
- FRANK, W. (1988): Parasiten des Igels. – Mikrokosmos 77/3; S. 73 - 80.
- GALLUP, G.G. & S.D. SUAREZ (1980): An ethological analysis of open-field behaviour in chickens. – Anim. Behav. 28; S. 368 - 378.
- GATTERMANN, R. (1983): Die lokomotorische Aktivität als Bioindikator. – Zool. Jb. Physiol. 87; S. 281 - 295.
- GATTERMANN, R. (1986): Der "Futter-Jungen-Eintragetest" mit Goldhamsterweibchen zum Nachweis pränatal induzierter Störungen. – Z. Versuchstierk. 28; S. 199 - 203.
- GATTERMANN, R. (1987 a): Open-Field-Technik - Ergebnisse eines Ringversuches. – Zool. Jb. Physiol. 91; S. 129 - 136.
- GATTERMANN, R. (1987 b): Toxizitätsprüfung durch Verhaltensanalyse - Möglichkeiten der Verhaltenstoxikologie. – Wissenschaft und Fortschritt 37 (1); S. 19 - 23.
- GATTERMANN, R. (1989): Möglichkeiten und Grenzen der Verhaltenstoxikologie. – In: Gattermann, R. (ed.): Verhaltenstoxikologie. Vortragsmanuskripte einer Tagung zu Methoden der Verhaltenstoxikologie. Beitr. toxikol. Forsch. MLU Halle 42; S. 7 - 28.
- GATTERMANN, R. (1990): Verhaltensbiologisches Praktikum. – Aulis Verlag Deubner & Co KG, Köln; S. 31 f.
- GATTERMANN, R. & R. SCHREINER (1986): Die Entwicklung des Schwimmverhaltens beim Goldhamster als verhaltenstoxikologischer Test. – Z. Versuchstierk. 28; S. 193 - 198.
- GATTERMANN, R., R. BUSCH & J. SCHUH (1988): Verhaltenstoxikologische Untersuchungen zur Cadmiumintoxikation beim Goldhamster. – Beitr. toxikol. Forsch. MLU Halle 23; S. 34 - 42.
- GATTERMANN, R., K. LEHMANN & J. SCHUH (1988): Die Spontanrhythmik des Goldhamsters in Abhängigkeit vom Alter und unter Ethanolbelastung. – Zool. Jb. Physiol. 92; S. 293 - 299.
- GEMMEKE, H. (1995): Untersuchungen über die Gefahr der Sekundärvergiftung bei Igel (*Erinaceus europaeus* L.) durch metaldehydvergiftete Ackerschnecken. – Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 47 (9); S. 237 - 240.
- GEMMEKE, H. (1999): Untersuchungen zur Gefährdung von Igel durch die Bekämpfung von Schnecken mit Schneckenkorn (Molluskizide). – Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 51; S. 245 - 247.
- GODAN, D. (1979): Schadschnecken und ihre Bekämpfung. – Ulmer; Stuttgart.
- GRAF, A. & C. ORTSEIFEN (1995): Statistische und grafische Datenanalyse mit SAS. – Spektrum, Akademischer Verlag; Heidelberg, Berlin, Oxford.
- GROSSHANS, W. (1983): Zur Nahrung des Igels (*Erinaceus europaeus* L. 1758) - Untersuchungen von Magen-Darminhalten schleswig-holsteinischer Igel. – Zool. Anz. 211 (5/6); S. 364 - 384.
- HALL, C. S. (1934): Emotional behavior in the rat: I. Defecation and urination as measures of individual differences in emotionality. – J. Comp. Psychol. 18; S. 385 - 403.

- HALLE, S. (1988): Locomotory activity pattern of Wood Mice as measured in the field by automatic recording. – *Acta Theriologica* 33 (22); S. 305 - 312.
- HARMS, K. & L. SCHÜLER (1984): Automatische Datenerfassung und Auswertung von Bewegungsaktivitäten im Open-field-Test. – *Z. Versuchstierkd.* 26; S. 77 - 79.
- HATCH, R.C. (1988): Poisons causing nervous stimulation or depression. – In: *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. Ed.: N.H. Booth, L.E. McDonald; Iowa State University Press, Ames; S. 1091 - 1095.
- HEINECKE, H. (1982): Jungentransport als Verhaltenstest bei der Maus. – *Z. Versuchstierk.* 24; S. 326 - 335.
- HERTER, K. (1933): Gefangenschaftsbeobachtungen an europäischen Igel (*Erinaceus europaeus* L.). – *Zool. Jb. Abt. Syst.* 65; S. 65 - 98.
- HERTER, K. (1934): Körpertemperatur und Aktivität beim Igel. – *Z. vergl. Phys.* 20; S. 540 - 544.
- HERTER, K. (1938): Die Biologie der europäischen Igel. – Verlag Dr. Paul Schöps; Leipzig.
- HERTER, K. (1957): Das Verhalten der Insektenfresser (Insektivora). – *Handbuch der Zoologie* 8/10 (10).
- HILDEBRAND, M. (1977): Analysis of Asymmetrical Gaits. – *J. Mammal.* 58 (2); S. 131 - 156.
- HITCHCOCK, R. & E. E. NELSON (1943): The metabolism of paraldehyd. II. – *J. Pharm. Exp. Ther.* 79 (4); S. 286 - 294.
- HOECK, H. N. & H. MARKL (1983): Verhaltensökologische Untersuchungen am Europäischen Igel (*Erinaceus europaeus*) im Bodenseegebiet. – *Arbeitsberichte Ökologie/Umwelttechnik* 7; S. 89 - 100.
- HOECK, H. N., G. HEINE & G. SCHWARZ (1985): A device for automatic radio tracking of small mammals using a ground wire antenna in a large enclosure. – *School of forest resources research paper* 48; S. 39 - 44.
- IMMELMANN, K. (1982): Wörterbuch der Verhaltensforschung. – Parey; Berlin, Hamburg.
- IMMELMANN, K., E. PRÖVE & R. SOSSINKA (1996): Einführung in die Verhaltensforschung. – 4. Aufl.; Blackwell Wissenschafts-Verlag; Berlin, Wien.
- JOLICOEUR, F. B., D. B. RONDEAU, E. HAMAI, R. F. BUTTERWORTH & A. BARBEAU (1979): Measurement of Ataxia and Related Neurological Signs in the Laboratory Rat. – *Le Journal Canadien des Sciences Neurologiques* 6 (2); S. 209 - 215.
- KELLER, K. H., G. SHIMIZU, F. G. WALTER & K. R. OLSON (1991): Acetaldehyde analysis in severe metaldehyde poisoning. – *Vet. Hum. Toxicol.* 33; S. 374.
- KEYMER, I. F., E. A. GIBSON & D. J. REYNOLDS (1991): Zoonoses and other findings in hedgehogs (*Erinaceus europaeus*): a survey of mortality and review of the literature. – *The Veterinary Record* 128; S. 245 - 249.
- KLAUS, S. & A. ERDMANN (1980): Vereinfachte Methodik des Schwimmtests bei der Maus. – *Z. Versuchstierk.* 22; S. 296 - 298.
- KLAUS, S. & E. HACKER (1978): Die Entwicklung des Schwimmverhaltens bei Mäusen als Verhaltenstest in der Toxikologie. – *Z. Versuchstierk.* 20; S. 81 - 87.
- KRISTOFFERSSON, R. (1964): An apparatus for recording general activity of hedgehogs. – *Annales Academiae Scientiarum Fennicae A* (4) 79; S. 1 - 8.
- KÜHNE, S., M. JAHN, M. WICK & H. BEER (2001): Pflanzenschutz im ökologischen Landbau. – *Berichte aus der Biologischen Bundesanstalt*, Heft 93, S. 53, Saphir-Verlag, Ribbesbüttel.
- LILLIEFORS, H. W. (1967): On the Kolmogorov-Smirnov test for normality with mean and variance unknown. – *J. Am. Stat. Ass.* 62; S. 399 - 402.
- LINDEMANN, W. (1951): Zur Psychologie des Igels. – *Z. Tierpsychol.* 8; S. 224 - 251.
- LONGSTRETH, W. T. JR. & D. J. PIERSON (1982): Metaldehyd Poisoning from Slug Bait Ingestion. – *The Western Journal Of Medicine* 137 (2); S. 135 - 137.
- LONZA AG (1997): Meta - Schneckenbekämpfung mit Metaldehyd. – Broschüre der Lonza AG, Basel.

- LORENZ, R. J. (1992): Grundbegriffe der Biometrie. – 3. Aufl.; Fischer; Stuttgart, Jena, New York.
- MALLET, M. (1968): Expérimentation sur les appâts dans la lutte contre les limaces. – La Défense de Végétaux 22 (133); S. 253 - 264.
- MARDIA, K. V. (1970): Measures of multivariate skewness and kurtosis with applikations. – Biometrika 57; S. 519 - 530.
- MARTIN, P. & H. C. KRAEMER (1987): Individual differences in behaviour and their statistical consequences. – Anim. Behav. 35; S. 1366 - 1375.
- MARTIN, P. & P. BATESON (1993): Measuring behaviour: an introductory guide. – 2nd ed.; Cambridge University Press.
- MCCARTHY, M. M., FELZENBERG, E., ROBBINS, A., PFAFF, D. W. & S. SCHWARZ-GIBLIN (1995): Infusions of Diazepam and Allopregnanolone into the midbrain central gray facilitate open-field behavior and sexual receptivity in female rats. – Hormones and Behavior 29; S. 279 - 295.
- McFARLAND, D. (1989): Biologie des Verhaltens: Evolution, Physiologie, Psychobiologie. – VCH-Verlag; Weinheim.
- MILLS, J. D., C. R. MCCROHAN & S. E. R. BAILEY (1990): Effect of the molluscicide, metaldehyd, on firing activity and ionic conductances in neurones of *Lymnaea stagnalis*. – J. Physiol-London 429; S. 123 P.
- MOLL, E. & W.F. LESENER (1995): Die Darstellung von Dosis-Wirkungs-Beziehungen im Wahrscheinlichkeitsnetz mit SAS. – BBA-intern, Heft 5, Hrsg.: Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Braunschweig.
- MORRIS, P. A. (1970): Hedgehogs. – Forestry Commission: Forest Record 77; S. 1 - 18.
- MORRIS, P. A. (1986): Nightly movements of hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in forest edge habitat. – Mammalia 50/3; S. 395 - 398.
- MORRIS, P.A. (1988 a): The hedgehogs. – Shire Natural History; Aylesbury.
- MORRIS, P. A. (1988 b): A study of home range and movements in the hedgehog (*Erinaceus europaeus*). – J. Zool. Lond. 214; S. 433 - 449.
- MÜLLER, R. & W. RÜDIGER (1987): Contactless measurement of position-time-parameters during locomotor behaviour. – Z. Versuchstierkd. 29; S. 1 - 7.
- NOLDUS INFORMATION TECHNOLOGY B.V. (1993): The Observer - Base package: Sample applications. – 6702 AA Wageningen; Netherlands.
- NOLDUS INFORMATION TECHNOLOGY B.V. (1993): The Observer - Base package: Reference. – 6702 AA Wageningen; Netherlands.
- OGILVIE, D. M. (1977): Sublethal effects of lead acetate on the Y-maze performance of albino mice (*Mus musculus* L.). – Can. J. Zool. 55; S. 771 - 775.
- PAULUS, H. (1994): Ölkäfer. – In: Becker, U., S. Ganter, C. Just & R. Sauermost (Red.): Herder - Lexikon der Biologie, Band 6; Spektrum, akad. Verl.; Heidelberg, Berlin, Oxford; S. 231 - 232.
- PFLSCHG (1998): Pflanzenschutzgesetz (PflSchG); Fassung vom 14. Mai 1998. – BGBl. I 1998 S. 971, berichtigt am 18. Juni 1998, BGBl. I 1998 S. 1527 und am 27. November 1998, BGBl. I 1998 S. 3512.
- PODUSCHKA, W. (1969): Ergänzungen zum Wissen über *Erinaceus e. roumanicus* und kritische Überlegungen zur bisherigen Literatur über europäische Igel. – Z. Tierpsychol. 26; S. 761 - 804.
- PODUSCHKA, W. & W. FIRBAS (1968): Das Selbstbespeicheln des Igels, *Erinaceus europaeus* Linné, 1758, steht in Beziehung zur Funktion des Jacobsonschen Organes. – Z. Säugetierk. 33; S. 160 - 172.
- REEVE, N. J. (1982): The Home Range of the Hedgehog as Revealed by a Radio Tracking Study. – Symp. Zool. Soc. Lond. 49; S. 207 - 230.
- REEVE, N. J. (1994): Hedgehogs. – Poyser natural history; T & AD Poyser.

- REVUSKY, S.H. & J. GARCIA (1970): Learned associations over long delays. – In: Psychology of Learning and Motivation, Bd. 4. Ed.: G.H.Bower; Academic Press; New York; S. 1 - 83.
- SABOUREAU, M., LAURENT, G. & J. BOISSIN (1979): Daily and seasonal rhythms of locomotor activity and adrenal function in male hedgehogs (*Erinaceus europaeus* L.). – J. interdiscipl. Cycle Res. 19 (4); S. 249 - 266.
- SAS INSTITUTE INC. (1989): SAS/STAT User's Guide, Version 6. – 4th ed; Cary, NC.
- SAS INSTITUTE INC. (1992): SAS System for Linear Models. – 3rd ed; Cary, NC.
- SCHOMBURG, D., SALZMANN, M. & D. STEPHAN (Hrsg.) (1993): Enzym Handbook Class 1.2 - 1.4: Oxidoreductases. – GBF - Gesellschaft für Biologische Forschung; Springer, Berlin.
- SCHÖNER, G., W. Y. JIANG & J. A. S. KELSO (1990): A Synergetic Theory of Quadrupedal Gaits and Gait Transitions. – J. theor. Biol. 142; S. 359 - 391.
- SCHÜTZE, H. R. (1979): Nachweis, Vorkommen, Entwicklung und Behandlung wichtiger Parasiten des Igels (*Erinaceus europaeus* L.). – Collegium veterinarium; S. 142 - 146.
- SOKAL, R. R. & F. J. ROHLF (1987): An introduction to biostatistics. – 2nd ed; W.H. Freeman & Company; New York.
- SPYKER, J. M., S. B. SPARBER & A. M. GOLDBERG (1972): Subtle consequences of methylmercury exposure: Behavioral deviations in offspring of treated mothers. – Science 177; S. 621 - 623.
- STEWART, C. C. (1898): Variations in daily activity produced by alcohol and by changes in barometric pressure and diet, with description of recording methods. – Amer. J. Physiol 1; S. 39 - 56.
- TARPY, R. M. & R. J. MURCEK (1984): An electronic device for detecting activity in caged rodents. – Behavior Research Methods, Instruments & Computers 16 (4); S. 383 - 387.
- TOLLER, C. VAN & A. DE SA (1968): A continuous recording activity cage. – Journal of the Experimental Analysis of Behavior 11 (1); S. 65 - 67.
- UNKELBACH, H. D. & T. WOLF (1985): Qualitative Dosis-Wirkungs-Analysen. – Gustav Fischer Verlag; Stuttgart, New York.
- VERSCHUUREN, H. G., R. KROES, E. M. DEN TONKELAAR, J. M. BERKVEN, P. W. HELLEMAN & G. (1975): Long-term toxicity and reproduction studies with metaldehyd in rats. – Toxicology 4; S. 97 - 115.
- VERSLUYS, S.D.W. (1975): Wel en wee van der egel. – Diergeneeskunding Memorandum, 22nd Year; S. 235 - 301.
- VILLAUME, R. (1951): . – Rev. Pathol. Comp. Hyg. Gén. 51; S. 38.
- WEDGWOOD, M. A. & S. E. R. BAILEY (1988): The inhibitory effects of the molluscicide metaldehyd on feeding, locomotion and faecal elimination of three pest species of terrestrial slug. – Ann. appl. Biol. 112; S. 439 - 457.
- WOLFF, D. L., F. V. RÖTTKAY & R. GATTERMANN (1988): Verhaltensparameter im "Open-Field" von Ratte, Maus und Goldhamster während und nach subchronischer oraler Ethanolgabe. – Zool. Jb. Physiol. 92; S. 373 - 382.
- WROOT, A. J. (1985 a): Foraging in the European Hedgehog, *Erinaceus europaeus*. – Mammal Rev. 15/1; S. 2.
- WROOT, A. J. (1985 b): A quantitative method for estimating the amount of earthworm (*Lumbricus terrestris*) in animal diets. – Oikos 44; S. 239 - 242.
- WYDLER, P. (1977): Schneckenkörner: gefährlich für Kleintiere und Kinder! – Kosmos 73; S. 78 - 79.
- YALDEN, D. W. (1976): The food of the Hedgehog in England. – Acta Theriologica 21; S. 401 - 424.

Programmiersprachen: Das Programm für die Überwachung der Igel in ihren Gehegen (Kap. 2.2) habe ich in TURBO-PASCAL 6.01, alle anderen Programme (Wandelprogramme, Schrittanalyse) in VISUAL-BASIC 4.0 geschrieben.

Danksagung

Während der Erstellung dieser Arbeit war ich auf die Unterstützung vieler Personen angewiesen. Ihnen möchte ich an dieser Stelle danken:

Herrn Prof. Dr. Roland Sossinka, der mir dieses anspruchsvolle Thema anvertraut hat. Ihm verdanke ich auch den Impuls, tatsächlich nach all der Zeit ein gutes Ende zu finden.

Herrn Dr. Hubert Gemmeke, der mir in Münster mit Rat und Tat zur Seite stand und dem ich viele Ideen und fruchtbare Diskussionen verdanke.

Dem gesamten Personal am Institut für Nematologie und Wirbeltierkunde der BBA in Münster, besonders den BTAs Birgit Suer und Mechthild Budde und unserer Tierpflegerin Vera Rumpenhorst. Sie haben am Tag die Vorbereitungen getroffen, damit ich nachts arbeiten konnte.

Herrn Prof. Dr. Heinz Düttmann, der mir, so oft wir miteinander über Biologie reden konnten, wieder Mut und Freude an der Arbeit gegeben hat.

Der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft für die materielle Unterstützung.

Besonderer Dank gebührt Judith. Ohne ihre Unterstützung, ihr Verständnis und ihre Geduld hätte ich diese Arbeit bereits vor langer Zeit aufgegeben. Ich hoffe, dass ich meiner Familie nun ein wenig von der Zeit zurückgeben kann, die ich ihr in den letzten Jahren genommen habe.