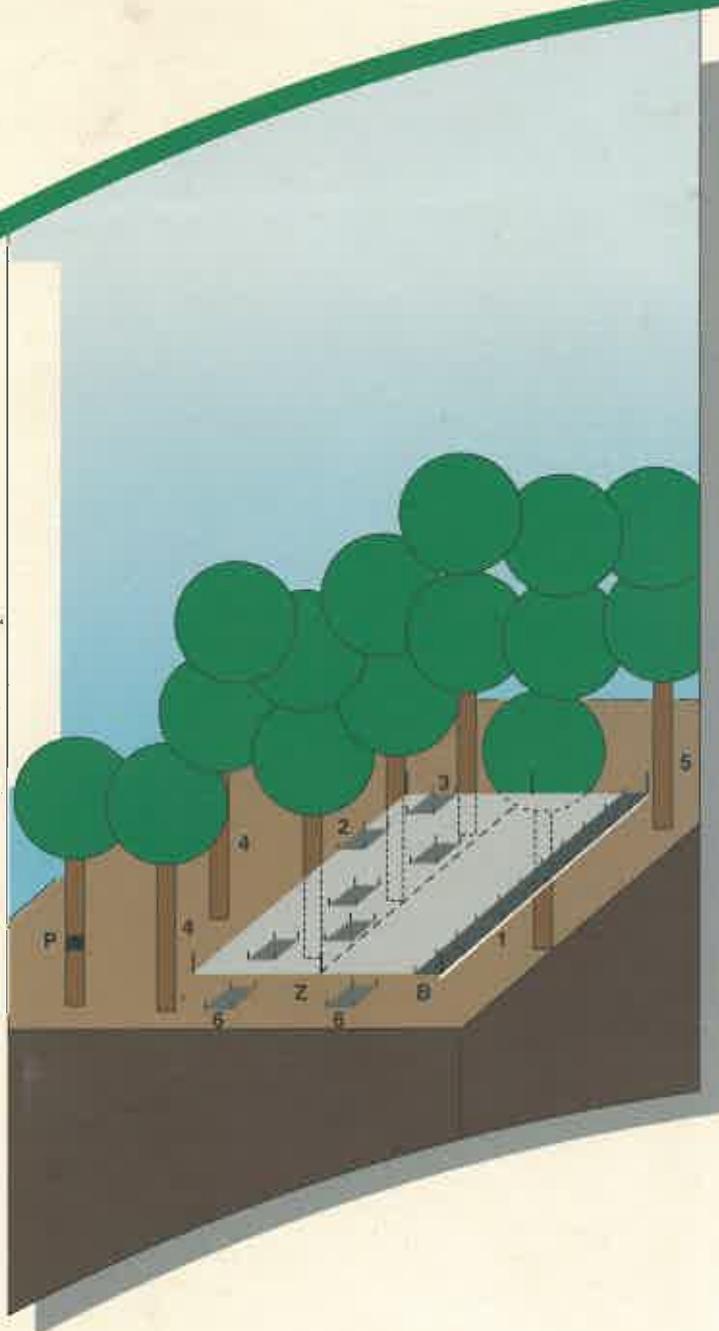


# Methoden zu Wirkungserhebungen

– Ein Methodenhandbuch –



# Legende zu den Symbolen

## Waagerechte Symbolleiste im Seitenkopf



Aktives Monitoring



Passives Monitoring



Gewässer



Grünland



Wald



Anlagenbezogenes Monitoring



Kleinräumiges,  
regionales Monitoring



Landesweites Monitoring



Reaktionsindikation



Akkumulationsindikation

## Senkrechte Symbolleiste



Anzucht von Bioindikatoren



Exposition



Probennahme und/oder  
Datenerhebung im Gelände



Probentransport



Probenaufbereitung



Auswertung



Ergebnisdarstellung

---

# Methoden zu Wirkungserhebungen

– Ein Methodenhandbuch –

---

---

## **Impressum**

Herausgeber: Landesanstalt für Umweltschutz  
Baden-Württemberg  
Griesbachstr. 3  
76185 Karlsruhe

ISBN 3-88251-198-2

Redaktionelle Bearbeitung:  
OBiolR'in  
Dr. Rosemarie Umlauff-Zimmermann

Abteilung 2: Grundsatz, Ökologie  
Referat 23: Umweltüberwachung  
Sachgebiet 23.1: Ökotoxikologie

Druck: Präzis-Druck, Karlsruhe  
Grafik: Clemens Beck, Killesfeldstr. 51,  
76227 Karlsruhe

gedruckt auf: 100% Recyclingpapier, 80g/qm  
Umschlagkarton aus 100% Altpapier,  
250 g/qm

Nachdruck, aus auszugsweise, nur unter Quellenangabe und Überlassung von Belegexemplaren gestattet.

Karlsruhe, September 1994

		Autor	Seite
	<b>Vorwort</b>		5
<b>1</b>	<b>Einleitung</b>		6
<b>2</b>	<b>Bioindikation</b>	R.-D. Zimmermann	6
<b>2.1</b>	<b>Anwendungsbereiche der Bioindikation</b>	Zimmermann	6
2.1.1	Anlage von Dauerbeobachtungsflächen		7
2.1.2	Landesweites Monitoring		8
2.1.3	Regionalen Meßnetzen für kurzfristige Untersuchungen		8
2.1.4	Emittentenbezogene Meßnetze		8
<b>3</b>	<b>Methoden der Bioindikation</b>		9
<b>3.1</b>	<b>Botanische Methoden</b>		9
3.1.1	Arteninventar und Mengenbestimmung	L. Murmann-Kristen, R. Umlauff-Zimmermann	10
3.1.2	Epiphytische Flechten und Moose	L. Murmann-Kristen, V. Wirth	12
3.1.3	Gewässermoose	L. Murmann-Kristen, A. Ness	14
3.1.4	Phänologischer Zustand und Vitalität	L. Murmann-Kristen, R. Umlauff-Zimmermann	16
3.1.5	Waldbäume als Reaktionsindikatoren -Baumbonitur-	L. Murmann-Kristen	18
3.1.6	Waldbäume als Akkumulationsindikatoren	R.-D. Zimmermann	20
3.1.7	Pflanzen des Waldbodens und Grünlandes als Akkumulationsindikatoren	R.-D. Zimmermann	22
3.1.8	Klon-Fichten	R.-D. Zimmermann	24
3.1.9	Photooxidantien	A. Keitel	26
3.1.10	Flechtenexposition	W. Erhardt	28
3.1.11	Graskultur	W. Erhardt	30
<b>3.2</b>	<b>Zoologische Methoden</b>		32
3.2.1	Regenwürmer als Reaktionsindikatoren	K. Kreimes, U. Thielemann	34
3.2.2	Regenwürmer als Akkumulationsindikatoren	K. Kreimes, H. Back	36
3.2.3	Enchytraeen als Reaktionsindikatoren	J. Röpcke	38
3.2.4	Collembolen als Reaktionsindikatoren	H. Schick	40
3.2.5	Milben als Reaktionsindikatoren	L. Beck	42
3.2.6	Schnecken als Reaktionsindikatoren	W. D. Spang, H. Gebhardt, C. Kerkhoff	44
3.2.7	Schnecken als Akkumulationsindikatoren	W. D. Spang, H. Gebhardt, C. Kerkhoff	46
3.2.8	Fische als Reaktionsindikatoren	A. Ness	48
3.2.9	Fische als Akkumulationsindikatoren	A. Ness	50
3.2.10	Rehe als Akkumulationsindikatoren	H.-P. Straub, K. Kreimes	52
<b>3.3</b>	<b>Mikrobiologische Methoden</b>	J. Rupp	55
3.3.1	Potentielle mikrobielle Biomasse		56
<b>3.4</b>	<b>Abiotische Methoden im Rahmen von Wirkungserhebungen</b>	K. Kreimes	58
3.4.1	Bodenansprache und Probennahme	R. Umlauff-Zimmermann	60
3.4.2	Mikroklimatische Untersuchungen	T. Mayer, K. Kreimes	62
<b>4</b>	<b>Labormethoden</b>	K. Höpker, T.-T. Dao Tong	64

---

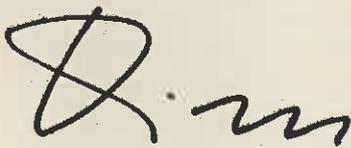
<b>4.1</b>	<b>Probenvorbereitung</b>	<b>64</b>
4.1.1	Pflanzliche Proben	64
4.1.2	Tierische Proben	64
4.1.3	Bodenproben	64
4.1.4	Fließgewässerproben	65
<b>4.2</b>	<b>Analysen</b>	<b>65</b>
4.2.1	Schwefel	65
4.2.2	Fluorid	65
4.2.3	Metall- und Nährelementanalyse	65
<b>5</b>	<b>Zukünftige Entwicklung</b>	<b>71</b>
<b>6</b>	<b>Literaturverzeichnis</b>	<b>72</b>
<b>7</b>	<b>Autorenverzeichnis</b>	<b>78</b>

---

## Vorwort

Ökologische Systeme sind hochvernetzte, schwer durchschaubare Systeme. Bestandteil eines ökologischen Systems sind nicht nur die in diesem System lebenden Organismen, sondern auch die lebenserhaltenden Stoff- und Energieströme. Die Belastungen der Umweltmedien mit einer Vielzahl von Schadstoffen hat zu nachhaltigen Störungen in den vielschichtigen ökologischen Beziehungsgeflechten in diesen Systemen geführt. Mit Hilfe von chemisch-physikalischen Meßmethoden kann nur ein unvollständiger Einblick in ein Ökosystem gewonnen werden. Bioindikatoren, also Organismen, die Schadstoffbelastungen anzeigen oder Schadstoffe akkumulieren können, sind hingegen geeignet, die Gesamtwirkung der Schadstoffe im Zusammenspiel mit den abiotischen Gegebenheiten wie Klima- oder Bodenfaktoren anzuzeigen.

In Baden-Württemberg werden seit 1984 von der Landesanstalt für Umweltschutz Bioindikatoren zur Bewertung der Umweltqualität im Rahmen des ökologischen Wirkungskatasters eingesetzt. Die in den vergangenen 10 Jahren gesammelten Erfahrungen bilden die Grundlage für die vorliegende Methodensammlung zur Bioindikation. Dieses Handbuch beschreibt als Leitfaden zur Durchführung von klein- und großräumigen Wirkungserhebungen die hierzu erforderlichen Werkzeuge, von botanischen über zoologische bis hin zu mikrobiologischen Methoden sowie die erforderlichen Laborarbeiten.



Dr. Kiess  
Präsident

## 1 Einleitung

In den Umweltmedien Luft, Boden und Wasser befinden sich eine Vielzahl verschiedenartigster Schadstoffe, deren Zusammensetzung einem steten Wandel unterliegt. Während akut hohe Belastungen z. B. durch Schwefeldioxid, noch vor 10 bis 20 Jahren im Ruhrgebiet oder Saarland zu registrieren waren, tragen heute Kohlendioxid, Stickoxide, Kohlenwasserstoffe und die daraus resultierenden Phototoxikantien zunehmend zur Umweltbelastung bei. Diese Schadstoffe sind im Hinblick auf ihr Verhalten im Ökosystem nicht monokausal zu betrachten. Sie reagieren verknüpft mit dem abiotischen und dem biotischen Umfeld und in Kombination mit anderen Schadstoffen. Chemisch-physikalische Meßmethoden registrieren die Konzentrationen der bekannten, meßbaren chemischen Noxen. Die Einordnung der Ergebnisse erfolgt anhand von Grenz- und Richtwerten. Sekundär entstehende Schadstoffgemische entziehen sich aber teils wegen mangelnder Meßverfahren, ihrer Kurzlebigkeit, der Unkenntnis der Verbindung oder der sehr niedrigen Konzentration bislang der analytischen Erfassung. Um die Gesamtwirkungen aller Schadstoffe im Zusammenspiel mit den jeweiligen abiotischen Gegebenheiten, wie Bodenfaktoren und Komponenten des Klimas und der Luft, zu erheben, werden Bioindikatoren eingesetzt. Dies sind Pflanzen und Tiere, die Reaktionen auf Schadstoffe zeigen oder diese akkumulieren (Kap. 2). Sie müssen sowohl akute Schäden aus Spitzenbelastungen signalisieren, als auch mögliche Wirkungen langfristiger, niedriger Schadstoffkonzentrationen anzeigen.

Das vorliegende Handbuch stellt Methoden vor, die sich im Routinebetrieb des Ökologischen Wirkungskatasters Baden-Württemberg von 1984 bis heute bewährt haben und dient als Leitfaden für klein- und großräumige Wirkungserhebungen. Es wendet sich primär an Benutzer aus den Landesbehörden und an private Büros, die im Rahmen von Luftreinhalteplänen, Umweltverträglichkeitsprüfungen und Gebietsschutz die Qualität der Umweltmedien sichern sollen. Die Legenden im Kopfteil und seitlich an den Ablaufschemen sollen einer schnellen Auffindung der adäquaten Methode dienen. Die in Kapitel 7 genannten Experten können ergänzende Auskünfte für die einzelnen Untersuchungsbereiche geben.

## 2. Bioindikation

R.-D. ZIMMERMANN

Direkte Dosis-Wirkungs-Beziehungen sind in der Natur aufgrund der Vielfalt anthropogener Schadstoffimmission und deren Kombinationswirkung nur schwierig zu erfassen. Die Bioindikation ist ein Untersuchungsverfahren, welches Aussagen zur Umweltqualität mit Hilfe von sogenannten „**Bioindikatoren**“ ermöglicht. Dies sind Organismen oder Organismengemeinschaften, die auf Schadstoffbelastungen mit charakteristischen Veränderungen ihrer Lebensfunktionen reagieren bzw. den Schadstoff akkumulieren. Diese Definition des Begriffs bedingt die Aufteilung der Bioindikatoren in „**Reaktionsindikatoren**“, d.h. Organismen, die auf einen Schadstoffeinfluß mit Nekrosen, Chlorosen, Wuchsdepressionen, vorzeitiger Seneszenz bzw. subletalen Schädigungen und Populationseinbrüchen antworten, sowie „**Akkumulationsindikatoren**“, die Schadstoffkomponenten speichern können, ohne daß äußere Beeinträchtigungen sichtbar werden (ARNDT et al. 1987; KEITEL 1989; STEUBING 1985; DÄSSLER 1991; SCHUBERT 1991).

### 2.1 Anwendungsbereiche der Bioindikation

Die Bioindikation unterscheidet zwei prinzipiell verschiedene Untersuchungsansätze. Das „**aktive Monitoring**“ wird derzeit ausschließlich mit pflanzlichen Bioindikatoren durchgeführt. Diese werden unter standardisierten Bedingungen in Gewächshäusern aufgezogen und in vorgeschriebenen Gefäßen mit Einheitserde und definierter Nährstoff- sowie Wasserversorgung im Freiland exponiert. Nach einem festgelegten Zeitintervall erfolgt die Begutachtung der Pflanzen bzw. die Probenahme für analytische Zwecke. Beim „**passiven Monitoring**“, in dem gleichermaßen Pflanzen und Tiere von ausgewählten Beobachtungspunkten bewertet werden, erfolgt eine Bonitur am Standort oder eine Beprobung und anschließende Analysen im Labor. Wird nur eine ausgewählte Organismenart erfaßt und beurteilt, so spricht man vom „**autökologischen Ansatz**“ des passiven Monitorings. Komplexer und aussagekräftiger ist der „**synökologische Ansatz**“, bei dem mehrere Pflanzen- und Tierarten als Glieder der Nahrungskette untersucht werden. Diese Vorgehensweise verlangt eine möglichst umfassende Betrachtung des gesamten Ökosystems und damit auch die Erfassung von Klima- und Bodenparametern des Beurteilungsstandortes.

Je nach Zielvorgabe können die beiden beschriebenen Untersuchungsansätze, aktives und passives Monitoring, einzeln oder in Kombination miteinander angewendet werden.

Die Bioindikation wird zur emittentenbezogenen, regionalen und landesweiten Erfassung der Schadstoffwirkungen eingesetzt. Die **emittentenbezogene Kontrolle** von Einzelanlagen, z.B. im Zusammenhang mit Umweltverträglichkeitsprüfungen und -untersuchungen, kann mit aktiven sowie passiven Verfahren erfolgen. **Regionale Wirkungsmessnetze** zur Umweltkontrolle im Rahmen der Erstellung von Luftreinhalteplänen basieren heute überwiegend auf dem Einsatz von aktiven Monitoringverfahren, obgleich auch passives Monitoring zu aussagekräftigen Ergebnissen führen kann (UMEG 1991). Für **landesweite Untersuchungen** existieren ebenfalls Verfahren aus dem aktiven und passiven Bereich. Die schwierigste, aber aussagekräftigste Variante der Bioindikation stellt die Einrichtung und langfristige Untersuchung von **Dauerbeobachtungsflächen bzw. -stellen** zur Erfassung der Trendentwicklung von Ökosystemen unter anthropogen bedingter Belastung dar (LFU 1985-1990; UMLAUFF-ZIMMERMANN & KÜHL 1989).

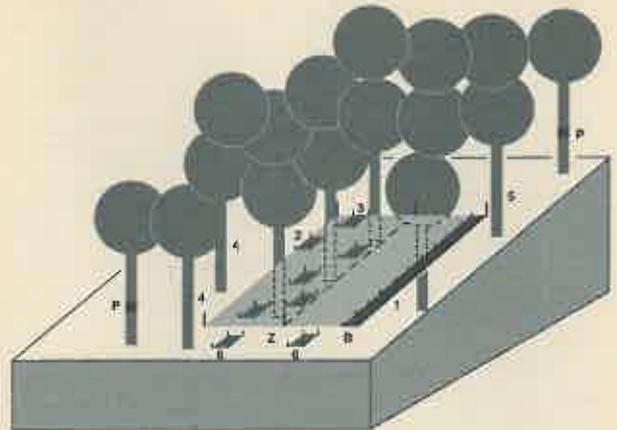
Welches Indikationsverfahren zur Umweltüberwachung angewendet wird, richtet sich nach Untersuchungsziel und Untersuchungsgebiet. Um die Beurteilung der Belastungssituation eines Standortes abzusichern, ist der parallele Einsatz verschiedener Methoden sinnvoll.

### 2.1.1 Anlage von Dauerbeobachtungsflächen

Ziel der Dauerbeobachtung im Rahmen eines Wirkungskatasters ist die Dokumentation einer allgemeinen landesweiten **Hintergrundbelastung** mit Schadstoffen und deren zeitliche Veränderung, z.B. durch emissionsmindernde Maßnahmen. Grundsätzlich sind zur Dauerbeobachtung Ökosysteme mit geringen anthropogenen Einflüssen und an möglichst emittentfernen Standorten auszuwählen. Ferner sollten Luv- oder besonders herausragende Plateau-Lagen bevorzugt werden. Die Hangneigung darf 60% nicht überschreiten. Der Bodentyp an der Dauerbeobachtungsfläche muß naturraumtypisch sein, und Klimadaten von Stationen des Deutschen Wetterdienstes sollten in möglichst geringer Entfernung und in gleicher Höhe erhoben werden. Bei der Umweltüberwachung an Dauerbeobachtungsstellen handelt es sich um ein Konzept mit **synökologischem Ansatz**. Untersuchungen zu den verschiedensten Organismengruppen können durchgeführt und zusammenfassend beurteilt werden.

Als **Dauerbeobachtungsflächen im Wald** (Abb. 1) sind naturnahe Waldbestände (d.h. unbewirtschaftete Flächen mit einer Bestockung gemäß der potentiell natürlichen Vegetation) auszuweisen. Dies sind für die Bundesrepublik Buchenwälder, denen in Hochlagen

zunehmend Nadelhölzer beigemischt sind. Älteren Beständen (> 80 Jahre) ist der Vorzug zu geben, da sie eine relativ stabile Sukzessionsstufe erreicht haben. Schnell ablaufende Vegetations- bzw. Biotopveränderungen sind nicht mehr zu erwarten.



B = botanische Untersuchungsfläche der Kernzone  
Z = zoologische Untersuchungsfläche der Kernzone  
P = Pufferzone

- 1 = 10 Sukzessionsareale
- 2 = 3 Areale zur Collembolenbeprobung
- 3 = 3 Areale zur Enchytraeenbeprobung
- 4 = Probenbäume zur Blattprobenahme
- 5 = Probenbäume für die Flechtenkartierung
- 6 = 2 Flächen zur Gastropodenbeprobung

Abb. 1: Schematische Darstellung zur Anlage einer Wald-Dauerbeobachtungsfläche. Die Kernzone soll mindestens 500 m<sup>2</sup> betragen. Der Radius der Pufferzone sollte 2 Baumrängen groß sein.

**Dauerbeobachtungsflächen im Grünland** können auf extensiv genutztem Grünland (d.h. ungedüngte Flächen, die einschürig bewirtschaftet oder gar in Abständen von mehreren Jahren gemäht werden) angelegt werden. In Baden-Württemberg sind dies vor allem Halbtrockenrasen in Naturschutzgebieten und Streu- und Bergwiesen.

**Dauerbeobachtungsstellen an Fließgewässern** müssen an unbeeinflussten (ohne gewerbliche Einleiter, Landwirtschaftsabwässer und/oder Siedlungsabwässer) Bachoberläufen eingerichtet werden. In Baden-Württemberg sind dies überwiegend in Wäldern entspringende Mittelgebirgsbäche.

Als Grundlage einer landesweiten, räumlichen Verteilung von Dauerbeobachtungsstellen dient die naturräumliche Gliederung oder die forstliche Wuchsräumgliederung. Natur- bzw. Wuchsräume sind von der

geologischen und klimatischen Ausstattung relativ homogen und lassen typische für den Naturraum repräsentative Ökosysteme entstehen, die in den Werken zur potentiell natürlichen Vegetation ausgewiesen sind. Gitternetzpunkte als Untersuchungsorte scheiden wegen der hohen Zahl der Untersuchungspunkte und der mangelnden Aussagekraft für die Landschaft aus. Für Regionen mit extremer naturräumlicher Ausstattung bzw. langanhaltender und intensiver Veränderung durch den Menschen ist die Auswahl anderer Waldtypen (z.B. Nadel-, Eichenwälder) und Grünlandformen (z.B. Heiden, Gebirgsmatten) oder die Einbeziehung von Mooren denkbar. Wichtig ist, daß zum Gewichten der Ergebnisse, mehrere der landesweit verstreuten Flächen in der gleichen Pflanzengesellschaft liegen.

Zur Markierung der terrestrischen Untersuchungsorte haben sich Holzpflocke und Metallstifte (die mit Detektoren auffindbar sind) an der Kernzone (= eigentliche Untersuchungsfläche; Größe: ca 500 m<sup>2</sup>) bewährt. Die Pufferzone (zwei Baumrängen um die Kernzone) in den Wäldern ist durch Farbmarkierungen an den Bäumen zu kennzeichnen. Um die Flächen bei Wiederholungsuntersuchungen gut aufzufinden, ist die genaue Eintragung der Lage in die topographische Karte und in Forst- bzw. Flurkarten notwendig.

### 2.1.2 Landesweites Monitoring

Ziel ist die Feststellung der landesweiten **Hintergrundbelastung** bezogen auf definierte Noxen (z.B. Schwermetalle, Ozon, SO<sub>2</sub>, organische Schadstoffe). Die eingesetzten Verfahren gehen vom **autökologischen Ansatz** aus. Sowohl ein passives als auch ein aktives Monitoring ist möglich, d.h. es können Organismen ausgebracht werden (z.B. Flechten, Klon-Fichten) oder auch an Untersuchungsorten vorhandene (z.B. Standort-Fichten, Flechtenvegetation) beprobt bzw. bonitiert werden.

Die Verteilung der Probenpunkte sollte hier nach einem Raster (z.B. 16 x 16 km oder 32 x 32 km) erfolgen. Da es um die Feststellung der allgemeinen Hintergrundbelastung geht, genügen für die Untersuchungen größere Zeitintervalle von 3-5 Jahren.

### 2.1.3 Regionale Meßnetze für kurzfristige Untersuchungen

Ermittelt wird die **aktuelle Belastungssituation in einer Region** mit Hilfe des **aktiven Monitorings**, als Grundlage für einen Maßnahmenkatalog, z.B. einen Luftreinhalteplan. Es sollten kombinierte Verfahren

eingesetzt werden, also die Exposition von Graskulturen, Flechtentafeln, Photooxidantienindikatoren (Pinto-Bohne, Brennnessel) und Grünkohl erfolgen. Im regionalen Maßstab wird ein Meßnetz auf der Grundlage eines Rasters angelegt. Üblich sind 2 x 2/4 x 4/8 x 8/16 x 16 km-Raster je nach Größe der Region. Um die zeitliche Differenzierung von Schadstoffeinträgen herauszuarbeiten, sind je nach Verfahrensvorschrift kurzfristige Beprobungs- bzw. Bonitierungsintervalle nötig.

### 2.1.4 Emittentenbezogene Meßnetze

Ziel ist die Feststellung der von einer Anlage ausgehenden **Gefährdung für die Umwelt**. Dazu muß eine kontinuierliche Überwachung erfolgen bzw. die Auswirkungen der aktuellen Immissionen, z.B. für UVPs, beurteilt werden. Abhängig vom Emittenten können sowohl **passive als auch aktive Verfahren** eingesetzt werden. Angewendet wurde bisher z.B. die Flechtenexposition und die Graskultur sowie Beprobungen von Standortorganismen. Auch der Einsatz von Biotests ist möglich.

Sinnvoll zur Verteilung der Untersuchungspunkte ist sowohl ein Raster, als auch eine Orientierung an besonders kritischen Punkten (Hauptwindrichtung, Umladestationen, Sickerwasseraustrittsstellen usw.).

### 3. Methoden

Bioindikatoren sollen als eine Art „Frühwarnsystem“ dienen, welches eine Gefährdung biologischer Systeme durch anthropogene Umweltveränderungen anzeigt.

Bioindikatoren stellen jedoch selbst ein biologisches System dar, welches nicht nur auf anthropogene Umweltfaktoren reagiert, sondern auch der natürlichen Variabilität von Umweltfaktoren (z.B. Klima) unterliegt. Die natürlichen Schwankungen von Umweltfaktoren können dabei ähnliche Wirkungen wie anthropogene Einflüsse hervorrufen.

Zwischen anthropogenen und natürlichen Umweltfaktoren können in ihrer Wirkung auf biologische Systeme synergistische und antagonistische Beziehungen bestehen. Um die Signifikanz der Umweltveränderungen messen zu können, sind daher absolute oder relative Vergleichsstandards erforderlich (STÖCKER 1980). Gesetzlich verankerte **Grenzwerte**, wie sie aus dem technischen Bereich des Umweltschutzes bekannt sind, gibt es für die terrestrische Ökosystemüberwachung noch nicht. Erste Ansätze gibt es bereits seit 1984 in der Republik Österreich (BGBl., 199. Verordnung, 1984).

Methodisch müssen an Bioindikatoren hohe Ansprüche gestellt werden, wenn anthropogene Umweltveränderungen diagnostiziert werden sollen. Für die Umweltbeobachtung mit Bioindikatoren bedeuten diese Beziehungen auch, daß Wirkungsuntersuchungen mit Bioindikatoren mit dem Blick auf das ganzheitliche Wirkungsgefüge zwischen Lebewesen und deren anorganischer Umwelt erfolgen müssen. Es sind daher auch physikalisch/chemische Untersuchungen erforderlich. So ist es unbedingt notwendig, bei der Überwachung von Waldökosystemen Bodenuntersuchungen und klimatische Untersuchungen miteinfließen zu lassen. Nicht nur die Empfindlichkeit gegenüber Luftschadstoffen, sondern auch die Akkumulation von Schadstoffen können von diesen Faktoren beeinflusst werden.

Auch im „aktiven Biomonitoring“ befreit die Verwendung standardisierter Bioindikatoren nicht davon, beispielsweise bei der Aufstellung und bei der späteren Interpretation lokale klimatische Gesichtspunkte zu berücksichtigen.

Im folgenden werden die Grundlagen einiger wichtiger Methoden für die Umweltüberwachung mit Hilfe von Biomonitoring vorgestellt, wie sie sich in der Praxis des Ökologischen Wirkungskataster seit 1984 bewährt haben. Die vorgestellten Bioindikationsverfahren können dabei nur eine Auswahl der zahlreichen in der

Literatur aufgeführten Methoden darstellen. Insbesondere bei den aufgeführten physikalisch-chemischen Untersuchungs- und Labormethoden gibt es zu den vorgestellten Verfahren zahlreiche Alternativen.

#### 3.1 Botanische Methoden

Bei Bioindikationsverfahren werden seit Jahren Pflanzen der unterschiedlichsten Organisationsstufen von den Algen über Flechten und Moose bis zu Kräutern, Gräsern und Bäumen eingesetzt. Sie eignen sich sowohl als Akkumulations- als auch als Reaktionsindikatoren. Nadelbäume waren die ersten Reaktionsindikatoren für Rauchgasschäden in den Industriegebieten des letzten Jahrhunderts. Ein eindeutiger Vorteil der pflanzlichen Indikatoren ist ihre Ortsgebundenheit, die Frage der Standortstreue wie bei tierischen Bioindikatoren stellt sich nicht. Werden bei aktiven Verfahren Pflanzen ausgebracht, so sind die Anzuchtbedingungen i.d.R. gut standardisierbar. Begasungsversuche, um die Wirkung definierter Schadstoffe festzustellen, sind möglich. Tierschutzprobleme, wie beim Einsatz von Wirbeltieren, ergeben sich nicht.

Die verschiedenen Pflanzenarten stehen in Kontakt zu den Umweltmedien Luft und Boden bzw. Wasser und dokumentieren damit den ersten Transfer von Umweltschadstoffen in die Ökosysteme. Bei der Auswahl von häufiger vorkommenden Arten kann im allgemeinen eine ausreichende Probenmenge für Schadstoffanalysen gewonnen werden. Da die wichtigsten menschlichen Nahrungsmittel pflanzlicher Herkunft sind, ergeben sich hier auch Hinweise auf die Belastung des Menschen über den Nahrungspfad. Ungünstig wirken sich besonders bei Indikatoren aus der Gruppe der höheren Pflanzen endogene Alterungsprozesse, klimabedingte und saisonale Schwankungen im Zustand und Stoffgehalt von Pflanzenorganen aus (z.B. Frühlingsblüher, herbstlicher Blattwurf), die Reaktion und Akkumulation beeinflussen können und beim Einsatz berücksichtigt werden müssen.

Die im folgenden dargestellten botanischen Methoden umfassen passive und aktive Verfahren. Im Rahmen des passiven Monitorings sind die Erhebungsverfahren für Populationsmaße, das Artenspektrum und Mengenbestimmung einzureihen. Entwicklungs- bzw. Gesundheitszustände der Pflanzen signalisieren Reaktionen auf Schadstoffeinträge ins Ökosystem. Die Akkumulation von Schadstoffen wird im Wald in Pflanzen der Baum- und Krautschicht und im Grünland in ausgewählten Arten des Wiesenaufwuchses analysiert. Die beim aktiven Monitoring eingesetzten Reaktionsindikatoren sind Flechten und photooxidantienempfindli-

che Pflanzen, wie Brennesseln und Buschbohnen. Zur Bestimmung der Akkumulationen anhand ausgebrachter Pflanzen werden Klon-Fichten, Graskulturen und Grünkohl eingesetzt.

### 3.1.1 Arteninventar und Mengenbestimmung

L. MURMANN-KRISTEN &  
R. UMLAUFF-ZIMMERMANN

Ziel der Methode sind detaillierte Angaben zur botanischen Ausstattung und zum Standort von verschiedenen Probestellen sowie zur Feststellung von **Sukzessionen**, d.h. Veränderungen im Arteninventar.

Zunächst muß zur **Arteninventarsbestimmung** eine Gesamtaufnahme des Pflanzenbestandes nach BRAUN-BLANQUET durchgeführt werden (REICHELT & WILMANN 1973). Sie dient einmal der pflanzensoziologischen Einordnung und zum zweiten der optimalen Lagebestimmung der Dauerbeobachtungsfläche, die ein möglichst vollständiges Arteninventar der entsprechenden Pflanzengesellschaft haben sollte. Das zweifelsfreie Auffinden der Probestellen muß gegeben sein (Kap. 2.2.1).

An den Dauerbeobachtungsstellen des Ökologischen Wirkungskatasters beträgt die Gesamtfläche für die botanischen Untersuchungen auf Waldflächen 240 m<sup>2</sup> und auf Grünland 100 m<sup>2</sup>. Sie liegen damit über dem für die jeweilige Pflanzengemeinschaft gültigen Minimalareal (REICHELT & WILMANN 1973, S. 62). Pro Jahr werden im Grünland eine Aufnahme (Juli) und im Wald zwei Aufnahmen (April-Mai und Juli-August) durchgeführt. Die Aufnahmetermine werden anhand phänologischer Bewertungen festgelegt (Kap. 3.1.4). Optimal sind volle Blühtentfaltung und beginnende Blüte, bzw. Vollblüte.

Detaillierte Daten zur **Mengenbestimmung** einzelner Arten, d.h. zur Populationsentwicklung liefern die Aufnahmen von Sukzessionsquadraten (10 pro Dauerbeobachtungsfläche) mit Hilfe eines Schätzrahmens (LONDO 1975, SCHMIDT 1988). Im Wald wird ein Rahmen von 2 x 2 m und im Grünland von 1 x 1 m verwendet. Die Sukzessionsquadrate sind mit Kunststoff-Röhrchen dauerhaft gekennzeichnet. Die jeweilige Sukzessionsfläche von 4 bzw. 1 m<sup>2</sup> wird zur Schätzhilfe in 25 Kleinquadrate unterteilt. Die Deckung der einzelnen Arten ist in Prozent zu schätzen; geringe Werte werden durch eine Mengenangabe ergänzt (Tab. 1). Ein Kleinquadrat entspricht 4% Deckung.

Tab. 1: Ergänzung nach LONDO für Deckungswerte unter 1 %

r einzelnes Exemplar    a zahlreiche Exemplare  
p wenige Exemplare    m sehr zahlreiche Exemplare

Bei der Aufnahme von Kleinquadraten können Arten aufgrund ihrer unauffälligen Entwicklungsstadien (Keimlinge, ohne Blüten oder Früchte, sterile Halme, Moose o.ä.) übersehen bzw. verwechselt werden. Dies betrifft jedoch nur einen sehr geringen Artenanteil. Problematisch ist auch die Abschätzung der Deckung bei senkrecht wachsenden Trieben, die durch Wind und durch das Auflegen des Rahmens teilweise niedergebogen werden. Bei Pflanzen mit haarfeinen Trieben, schmalen Blättern (z.B. *Avenella flexuosa*) oder abgestorbenen Teilen treten zwischen verschiedenen Bearbeitern größere Schätzdifferenzen auf. Sie sind durch „Eichung“ der Bearbeiter zu verringern (KÜBLER-THOMAS et al. 1990).

Zur Interpretation der Deckungs- bzw. Abundanzänderungen bei Wiederholungsuntersuchungen können verschiedene Parameter herangezogen werden:

- Differenz der Deckungswert-Summen der Art zu unterschiedlichen Terminen ( $t_1, t_2$ )

- Relative Änderung d. Summe der Art =

$$\frac{\text{Deck.summe } t_2 - \text{Deck.summe } t_1}{\text{Deck.summe } t_2 + \text{Deck.summe } t_1} \times 100 \%$$

- Deckungswertänderungen der Einzelquadrate

- Homogenität, d.h. gleichmäßige oder inhomogene Verteilung einer Art in den Quadraten

- Kontinuität der Veränderungen, d.h. ob die Entwicklung in allen Quadraten gleichmäßig ist oder gegenläufige Tendenzen in den einzelnen Quadraten festzustellen sind (KÜBLER-THOMAS et al. 1990).

Neben der langfristigen Beobachtung von Dauerflächen zur Feststellung von Immissionswirkungen ist die Methode besonders geeignet für Fragestellungen zu schneller und spontaner Sukzessionsentwicklung (Wiederbesiedlung offener Flächen, Auswirkungen von Pflegemaßnahmen, Pestizideinsatz u.ä.).

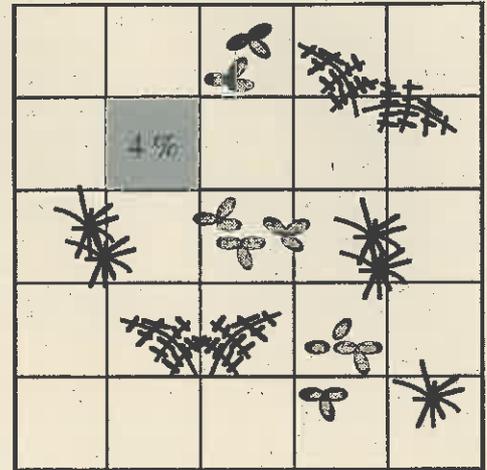


Anlage von Kleinquadraten

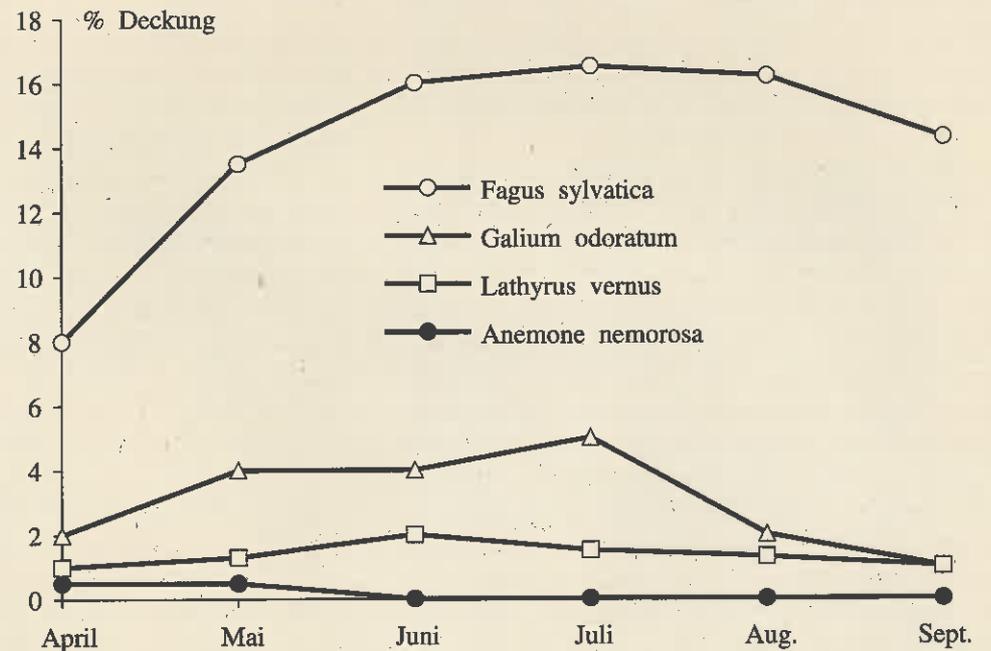
Waldflächen: Gesamtfläche 240 qm, Kleinquadrat 4 qm

Grünland: Gesamtfläche 100 qm, Kleinquadrat 1 qm

Erstellen der Artenliste  
und Deckungsschätzung



% Deckung



### 3.1.2 Epiphytische Flechten und Moose

L. MURMANN-KRISTEN & V. WIRTH

Die Methode dient der Einschätzung der Luftqualität von Beobachtungsräumen auf der Basis der Zusammensetzung des epiphytischen Flechten- und Moosbewuchses in Waldbeständen.

**Flechten** sind durch ihre Symbiose zwischen Pilz und Alge besonders anfällige Systeme. Als langlebige Organismen ohne wirksames Abschlußgewebe sind sie der Wirkung von Immissionen ständig ausgesetzt, eine jahreszeitliche Minderung bzw. Vermeidung der Einwirkung durch Abwurf und Erneuerung von Organen ist nicht möglich. Empfindliche Flechtenarten verschwinden bereits bei geringen Belastungen durch Luftverunreinigungen. Resistenterer Arten können auch in Ballungsgebieten überdauern.

Tab. 2: Im Raum Baden-Württemberg als resistent einzustufende Arten

<i>Lecanora conizaeoides</i>	<i>Cladonia spec.</i>
<i>Lepraria incana coll.</i>	<i>Hypocenomyce scalaris</i>
<i>Lecanora expallens</i>	<i>Chaenotheca ferruginea</i>
<i>Saccomorpha icmalea</i>	<i>Buellia punctata</i>
<i>Scoliosporum chlorococcum</i>	<i>Phaeophyscia orbicularis</i>

Nach einer Flechtenverbreitungsstudie aus der Schweiz (HERZIG et al. 1987), die sich auf Luftmeßnetzdaten stützt, ließen sich 95% der Verbreitungsdaten mit der Belastung durch  $\text{SO}_2$ , Staub,  $\text{HNO}_3^-$  und Cd deuten.

Um die Flechtenflora als Reaktionsindikator zu nutzen muß eine Auflistung der Arten und deren Bonitur an der Dauerbeobachtungsfläche vorgenommen werden. Bei großer standörtlicher und klimatischer Heterogenität der Wald-Dauerbeobachtungsflächen, wie in Baden-Württemberg, kann eine standardisierte Bonitur und Anwendung von Flechtenformeln nicht zugelassen werden. Als Grundkriterium der Einstufung in eine Bonitätsklasse dient dann die ermittelte Artenzahl epiphytischer Flechten. Korrigiert wird diese Einordnung anhand weiterer Kriterien, die ausführlich bei WIRTH (1987) dargestellt sind. Nebenstehend ist am Beispiel der Untersuchungsflächen Lörrach und Breisach der Weg von der Aufnahme zur endgültigen Bonitätseinstufung beschrieben.

Die flächengenaue Registrierung der Flechtenflora an ausgewählten Aufnahmebäumen zur Dokumentation der zeitlichen Veränderung der Flechtenpopulationen ist eine weitere Methode, um mit Hilfe von Flechten den Schadstoffeintrag in Ökosysteme zu bewerten. Als

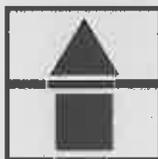
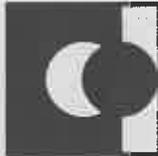
eine repräsentative Trägerbaumart kann in Mitteleuropa die Buche ausgewählt werden. Um die ausgewählten Stämme ist eine 45 cm breite volltransparente Plastikfolie anzulegen und mit Reißnägeln zu befestigen. Auf den Folien sind die Umrisse der Flechtenlager mit Filzschreibern nachzuziehen (WIRTH & BRINCKMANN 1977). Für die verschiedenen Arten, geschädigte Thallusbereiche und Algenüberzüge müssen unterschiedliche Farben und Symbole verwendet werden. Die Reißnägeln zum Markieren der Folieneckpunkte verbleiben am Baum, um bei Wiederholung die Foliensposition rekonstruieren zu können.

Ähnlich wie Flechten nehmen **Moose** über ihre gesamte Oberfläche Stoffe auf. Manche Arten reagieren sehr empfindlich auf Umweltbelastungen, andere sind unempfindlich.

Tab. 3: Unempfindliche oder durch saure Niederschläge in tieferen und mittleren Lagen eher geförderte Moosarten im Raum Baden-Württemberg

<i>Amblystegium serpens</i>	<i>Brachythecium rutabulum</i>
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	<i>Hypnum cupressiforme</i>
<i>Isothecium alopecuroides</i>	<i>Lophocolea heterophylla</i>
<i>Mnium hornum</i>	<i>Orthodicranum montanum</i>
<i>Plagiothecium curvifolium</i>	<i>Plagiothecium laetum</i>
<i>Platygyrium repens</i>	<i>Ptilidium pulcherrimum</i>

Das Artenspektrum der epiphytischen Moose an Dauerbeobachtungsflächen kann analog zur Flechtenvegetation aufgenommen werden, um daraus eine Einstufung der Immissionsbelastung abzuleiten. Als Grundlage für Wiederholungsuntersuchungen ist an jeweils 4 ausgewählten Bäumen eine flächengenaue Folienaufnahme durchzuführen (Größe der Folie: 40 x 60 cm). Die genaue Darstellung der Artenlisten, Indikatorwerte der Arten, Boniturstufen und Boniturgrundlagen am Beispiel Baden-Württembergs sind bei SAUER (1990) veröffentlicht.



Aufnahme aus den Beobachtungsflächen (resistente Arten kursiv)

Lörrach

*Parmelia glabratula*  
*Parmelia sulcata*  
*Athelia aterima*  
*Lecanora conizaeoides*  
*Lepraria incana*

Breisach

*Graphis scripta*  
*Arthonia radiata*  
*Opegrapha atra*  
*Pertusaria cf. pustulata*  
*Pyrenula nitida*  
*Opegrapha vermicellifera*  
*Dichaena faginea*  
*Physcia endophoenicea*  
*Bacidia rubella*  
*Micarea prasina*  
*Dimerella diluta*  
*Cladonia coniocraea*  
*Lepraria incana*

Artenzahl	Gruppe
>21	I
14–21	II
8–13	III
1–7	IV

Artenzahl ohne sehr resistente	Gruppe bereinigt
>17	I
11–17	II
4–10	III
≤3	IV

Korrekturkriterien

- Bioindikation der vorkommenden Arten
- Vorkommen empfindlicher Arten
- Dominanz und Abundanz der hochresistenten *Lecanora conizaeoides*
- Auftreten geschädigter Lager
- klimatische Gunst bzw. Ungunst des Geländeabschnitts bzw. Gebiets für Flechtenbewuchs

Bonitätsstufe	Immissionseinfluß
I	gering oder nicht nachweisbar
II	mäßig
III	ziemlich stark
IV	sehr stark

### 3.1.3 Gewässermoose

L. MURMANN-KRISTEN & A. NESS

Grundsätzlich ist für Moosarten, vergleichbar den höheren Pflanzen, ein Indikator- bzw. Zeigerwert anzunehmen. In Gewässern gibt es Moose, die als Säurezeiger einzuschätzen sind, andere treten erst bei höherer Basenkonzentration auf, wieder andere sind eher euryök. Im Gegensatz zu den höheren Pflanzen spielen bei den Gewässermoosen regionale und verbreitungsgeographische Faktoren eine große Rolle, so daß die Zuordnung zu einem Säuregrad jeweils auf regionaler Basis vorgenommen werden muß.

Zur Feststellung des Säuregrades von Fließgewässern (LFU 1991a, 1992) können an ausgewählten Bächen **Probstellen** zur Moosaufnahme festgelegt werden. Die erste Untersuchungsstrecke muß 1 km, die zweite 2 km, die dritte 4 km, die vierte 8 km und die fünfte 16 km unterhalb der Quelle liegen. Die Länge der Untersuchungsstrecke beträgt jeweils das 20fache der durchschnittlichen Bachbreite.

Innerhalb der Untersuchungsstrecken werden abgeleitet von der **Fließdynamik** vier Bereiche unterschieden: 1. Stillwasserbereiche (Gumpen u.a.), 2. Bereiche laminarer Strömung, 3. Bereiche turbulenter Strömung, 4. nur periodisch überflutete Ufer und Blöcke.

Die **Deckungswerte** werde in folgende Grade eingeteilt:

r	äußerst spärlich
+	Deckung unter 5 %
	Deckung 5-10%
	Deckung 10-20%
	Deckung 20-50%
	Deckung 50-70%
	Deckung >70%

Diese Einteilung weicht von der BRAUN-BLANQUET-Skala ab, weil die auf die Individuenzahlen bezogenen Abundanzwerte bei den Bryophyten nicht anzuwenden sind und weil die Deckungswerte sich überwiegend auf den Bereich zwischen 5 und 20 % beschränkten.

Zur **Bestimmung** der Moose wird die „Moosflora“ von FRAHM & FREY (1987) verwendet. Zusätzlich wird die „Moosflora von Südwestdeutschland“ von BERTSCH (1966) herangezogen. Ein Teil der Arten kann im Gelände angesprochen werden. Für die meisten Arten ist jedoch die genaue Betrachtung unter dem Mikroskop erforderlich.

Nach der Aufnahme von Artenlisten und Deckungswerten muß die **Säuresensibilität** der Arten eingeschätzt werden. Grundlagen zur Feststellung der Säurebelastung sind Messungen des pH-Wertes, der Gesamt- und Carbonathärte (Tab.4) sowie der Leitfähigkeit. Bisherige Ansätze zum Indikatorwert von Wassermoose bezogen sich vor allem auf Verschmutzung und Akkumulation von Schwermetallen (FRAHM 1975), oder auf die Wasserreaktion, wie die auf süddeutschen Mittelgebirgslagen bezogene Arbeit von LOTTAUSCH (1984).

Auf der Basis der nachstehenden Tabelle können die Moos-Artenkombinationen vier Säuregraden zugeordnet werden. Eine kartographische Darstellung der Versauerungsstufen an den Untersuchungsstellen ist damit möglich.

Tab. 4: Stetigkeit ausgewählter Moosarten an Probstellen unterschiedlicher Carbonathärte im nördlichen Schwarzwald (Angaben in %) (LFU 1992)

Art	1	2	3	4
Sphagnum spec.	46	33	-	4
Scapania undulata	100	100	52	52
Polytrichum commune	62	44	13	4
Polytrichum formosum	38	11	4	-
Ditrichum heteromallum	92	22	4	-
Scapania nemorea	15	42	13	7
Marsupella emarginata	46	69	17	-
Mnium hornum	15	39	30	7
Rhacomitrium aciculare	23	69	26	11
Hyocomium armoricum	-	19	4	7
Hypnum cupressiforme s.l.	-	39	17	7
Hygrohypnum ochraceum	-	44	30	15
Brachythecium plumosum	-	14	26	30
Brachythecium rivulare	-	11	39	37
Rhynchostegium riparioides	-	56	48	81
Fissidens crassipes	-	11	13	30
Fontinalis squamosa	-	6	13	18
Hygroamblystegium spec.	-	3	9	15
Hygrohypnum luridum	-	-	9	4
Dichodontium pellucidum	-	-	13	26
Riccardia chamaedryfolia	-	-	9	11
Fontinalis antipyretica	-	-	4	33
Chiloscyphus polyanthos	-	-	-	41

1 - Carbonat nicht nachweisbar  
 2 - Carbonat nur in Spuren  
 3 - Carbonathärte >0,1 und <5 Grad dH  
 4 - Carbonathärte ≥5 Grad dH



### Festlegen der Untersuchungsstrecken

#### Untergliederung der Untersuchungsstrecke

1. Stillwasserbereiche
2. Bereiche laminarer Strömung
3. Bereiche turbulenter Strömung
4. nur periodisch überflutete Ufer und Blöcke

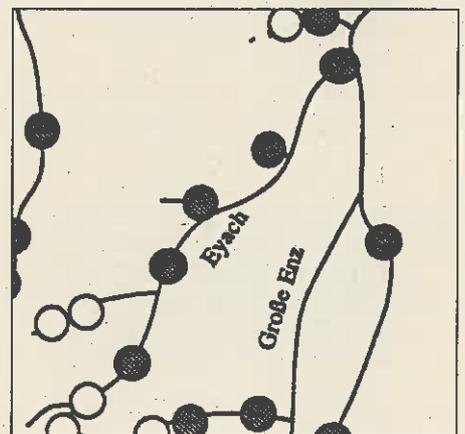
#### Messung wasserchemischer Parameter



#### Bestimmung und Erstellen der Artenliste



#### Kartographische Darstellung



### 3.1.4 Phänologischer Zustand und Vitalität

L. MURMANN-KRISTEN &  
R. UMLAUFF-ZIMMERMANN

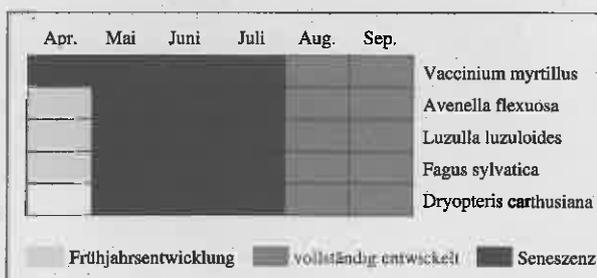
Die Geländemethode dient der Beschreibung des jahreszeitlichen Entwicklungszustands und des Vitalitätszustands von Pflanzenbeständen. Neben der Artenliste und dem Deckungsgrad bzw. der Abundanz der einzelnen Arten ist im Rahmen von Wirkungsuntersuchungen die Erhebung des aktuellen Entwicklungs- und Gesundheitszustands der Pflanzendecke an der Untersuchungsfläche wichtig zur Einordnung der Reaktionen von Organismen auf Schadstoffe.

Umfassende Schlüssel zur Einschätzung des **phänologischen Zustands** von Blütenpflanzen sind in den letzten Jahren von DIERSCHKE (1989, 1991) publiziert worden. Eine vierteilige Skala zur **Vitalitätseinschätzung** im Rahmen von pflanzensoziologischen Aufnahmen wurde von KNAPP (1971) vorgelegt, die für Wirkungserhebungen erweitert wurde.

Im Gelände muß die Liste der aufzunehmenden Arten und das Prüfareal festgelegt werden. Dies kann identisch mit den Dauerbeobachtungsquadraten zur Sukzessionsaufnahme sein (Kap. 3.1.1). Nicht alle Individuen der jeweils betrachteten Population im festgelegten Bestandsausschnitt zeigen den gleichen Entwicklungsstand und die gleichen Schadsymptome, so daß für die Angaben im Aufnahmebogen Mittelungen der beobachteten Zustände notwendig sind. Die Zuordnung zu den einzelnen Schadsymptomen ist nicht immer möglich. So können Nekrose durch das Saugen von Schadinsekten hervorgerufen werden.

Die nach den Aufnahmeschlüsseln erhobenen Rohdaten aus verschiedenen Beständen können graphisch oder tabellarisch dargestellt werden.

Abb. 2: Phänologische Entwicklung einiger Arten an einer Waldfläche im Schwarzwald



Tab. 5: Vitalitätsentwicklung einiger Arten an verschiedenen Buchenwald-Standorten im Jahreslauf (Buche bereits frühzeitig mit Fraßschäden, Waldhain-simse ohne Schadsymptome)

Bonitierte Arten	Standort	Vitalitätsstufen					
		April	Mai	Juni	Juli	Aug.	Sept.
<i>Fagus sylvatica</i>	1	•	•	•	ø13	•	•
	2	ø1	•	ø1	•	ø12	ø1235
	3	ø1	•	•	ø1	ø1	ø1
	4	•	•	ø1	ø1	ø1	ø14
	5	•	•	ø1	ø1	ø15	ø15
	6	•	•	•	ø1	ø13	ø1345
	7	•	o	ø1	ø1	ø45	ø345
<i>Lamiastrum galeobdolon</i>	2	•	••	•	•	o	ø5
	8	•	••	•	ø5	ø5	ø5
<i>Luzula sylvatica</i>	9	••	•	•	•	•	•
	3	••	•	•	••	•	•

Die Ergebnisse aus den phänologischen Erhebungen und den Vitalitätsaufnahmen erlauben verschiedene Interpretationen:

1. Die phänologische Stufe gibt den Zeitpunkt für andere Untersuchungen an; d.h. die Aufnahmen in einem Untersuchungszeitraum (z.B. Frühjahr) an unterschiedlichen Probestellen werden beim gleichen Entwicklungsstand der Vegetation durchgeführt. Damit wird eine gute Vergleichbarkeit von verschiedenen Dauerbeobachtungsflächen erreicht.

2. Bei Bestimmung des phänologischen Zustandes kann festgestellt werden, ob Vitalitätsminderungen lediglich auf den natürlichen Entwicklungszustand der Art zurückzuführen sind oder ihr tatsächlicher Ursprung in anderen Ursachen zu suchen ist.

3. Die Bestimmung der Vitalität zeigt das Einwirken von schädigenden Faktoren, wie z.B. Schadinsekten, Trockenstreß, hohe Schadstoffkonzentrationen der Luft oder des Bodens.

4. Beobachtungsstellen mit ungewöhnlicher phänologischer und/oder Vitalitätsentwicklung können ausgedehnt werden, um eingehendere Untersuchungen durchzuführen (z.B. Altlastenstandorte).



Tab. 6: Phänologischer Aufnahmeschlüssel für Blütenpflanzen (DIERSCHKE 1989) - vegetative Merkmale

Vegetative Phänostufe	Sommergrüne Laubbölzer	Kräuter: Blattreiche (blattarme) Pflanzen	Gräser/Grasartige
0	Knosp. völlig geschlossen	ohne neue oberird. Triebe	ohne neue oberird. Triebe
1	Knospen mit grünen Spitzen	neue Triebe ohne entfaltete Blätter	neue Triebe ohne entfaltete Blätter
2	grüne Blatttüten	erstes Blatt entfaltet (bis 25 % entwickelt)	erstes neues Blatt entfaltet (bis 25 % entwickelt)
3	Blattentfaltung bis 25 %	2-3 Blätter entfaltet (bis 50 % entwickelt)	2-3 Blätter entfaltet
4	Blattentfaltung bis 50 %	mehrere Blätter entfaltet (bis 75 % entwickelt)	beginnende Halmentwicklung
5	Blattentfaltung bis 75 %	(fast voll entwickelt)	Halme teilw. ausgebildet
6	volle Blattentfaltung	voll entwickelt	Pflanze voll entwickelt
7	erste Blätter vergilbt	beginnende Vergilbung, Blütenstengel vergilbt	beginnende Vergilbung bis vergilbte Halme
8	Blattverfärbung bis 50 %	Vergilbung bis 50 %	Vergilbung bis 50 %
9	Blattverfärbung bis 75 %	Vergilbung über 50 %	Vergilbung über 50 %
10	Blattverfärbung über 75 %	oberirdisch abgestorben	oberirdisch abgestorben
11	kahl	oberirdisch verschwunden	oberirdisch verschwunden

Tab. 7: Phänologischer Aufnahmeschlüssel für Blütenpflanzen (DIERSCHKE 1989) - generative Merkmale

Generative Phänostufe	Sommergrüne Laubbölzer	Kräuter: Blattreiche (blattarme) Pflanzen	Gräser/Grasartige
0	ohne Blütenknospen	ohne Blütenknospen	ohne erkennb. Blütenstand
1	Blütenknospen erkennbar	Blütenknospen erkennbar	Blütenstand erkennbar, eingeschlossen
2	Blütenknospen stark geschwollen	Blütenknospen stark geschwollen	Blütenstand sichtbar, nicht entfaltet
3	kurz vor der Blüte	kurz vor der Blüte	Blütenstand entfaltet
4	beginnende Blüte	beginnende Blüte	erste Blüten stäubend
5	bis 25 % erblüht	bis 25 % erblüht	bis 25 % stäubend
6	bis 50 % erblüht	bis 50 % erblüht	bis 50 % stäubend
7	Vollblüte	Vollblüte	Vollblüte
8	abblühend	abblühend	abblühend
9	völlig verblüht	völlig verblüht	völlig verblüht
10	fruchtend	fruchtend	fruchtend
11	Ausstreuen der Samen bzw. Abwerfen der Früchte	Ausstreuen der Samen bzw. Abwerfen der Früchte	Ausstreuen der Samen
K	Keimling		
J	Jungpflanzen im Beobachtungszeitraum nicht voll entwickelt		
W	überwinternd-grüne Blätter des Vorjahres		

Tab. 8: Aufnahmeschlüssel für den Vitalitätszustand von Blütenpflanzen

Symbol	Stufe	Populationskennzeichen	Ergänzung
••	1	überaus kräftig	
•	2	normal	
o	3	geschwächt, kümmerlich	
∅	4	Ergänzung für Wirkungskataster-Untersuchungen: geschwächt, kümmerlich durch sichtbare Schäden	Spezifische sichtbare Schädigung: .0 Wildverbiß .1 Fraß-/Saugschäden durch Insekten .2 Schäden durch Pilzbefall .3 Unspezifische Vergilbung .4 Chlorosen, Nekrosen .5 Seneszenzerscheinungen .6 Welke, Trocknis .7 Frostschäden
oo	5	Sehr schwach. Zufällig gekeimte, sich nicht vermehrende Pflanzen	

### 3.1.5 Waldbäume als Reaktionsindikatoren -Baumbonitur- L. MURMANN-KRISTEN

Der Benadelungs- bzw. Belaubungszustand der Baumkronen wird zur Einschätzung des Gesundheitszustandes von Bäumen bundesweit und auch in anderen europäischen Ländern (EG, Schweiz, Schweden u.v.a.) nach einheitlichen Vorgaben erhoben. Ausgegangen wird dabei jeweils von einem (in der Umgebung vorhandenen bzw. gedachten) optimal benadelten bzw. beblätterten Referenzbaum, gegenüber dem der **Blatt-/Nadel-Verlust** der zu bonitierenden Bäume in 5%-Stufen geschätzt wird.

Zu dieser Beurteilung der Baumkronen gibt es bebilderte Anleitungen wie z.B. „Diagnose und Klassifizierung der neuartigen Waldschäden“ (ANONYMUS 1984) und „Sanasilva – Kronenbilder“ (BOSSHARD 1986). Es ist jedoch dringend erforderlich, die Baumbonitur in Lehrgängen der Forstlichen Versuchsanstalten zu erlernen, bevor sie im Gelände praktiziert wird. Die unterschiedlichen **Baumarten** zeigen sehr verschiedene Schadsymptome (Tab.9). Durch die Schulung mit anderen Bonitierungsgruppen wird die individuelle Abweichung bei der Einschätzung der Schäden gering gehalten. Größere Fehler können in dichten Beständen durch schlecht einsehbare Baumkronen entstehen.

Tab. 9: Besondere Schadsymptome an Baumarten im Ökologischen Wirkungskataster

Baumart	Gebiet	besondere Schadsymptome/ Merkmale
Buche	Hauptbaumart	Peitschentriebe, gestörte Seitentriebbildung, Kleinblättrigkeit
Eiche	v.a. östliches Baden-Württemberg	kahle Zweige und Äste mit Blattbüscheln an den Enden
Esche	v.a. Rheinaue	Schadbild wie Eiche
Tanne	v.a. Schwarzwald	Sekundärkronenbildung
Fichte	v.a. Schwarzwald	verschiedene Verzweigungstypen

Bonitiert wird bei Laubbäumen im Zeitraum von Ende Juli bis Ende August, bei Nadelbäumen ist auch noch ein späterer Termin denkbar. Dabei wird die Baumkrone aus verschiedenen Blickwinkeln mit dem Fernglas eingesehen. Die Befunde und Schätzwerte werden für jede Dauerbeobachtungsfläche in einen **Boniturbogen** eingetragen, die in Anlehnung an die Vorgaben der Forstlichen Versuchsanstalten zu erstellen sind.

Die **Schadensklassifizierung** und damit die Einordnung der Bestände wird üblicherweise nach einer

Schadstufeneinteilung vorgenommen, die auf den Schadverlustprozenten (Tab.11) der Blätter und Nadeln unter Berücksichtigung einer eventuellen Vergilbung (Tab. 12) beruhen (BELF 1987).

Tab. 10: Schadstufeneinteilung nach Nadel- bzw. Blattverlust

Schadstufe	Nadel-/Blattverlust in %	Vitalitätsstufe
0	0 - 10	gesund
1	11 - 25	schwach geschädigt
2	26 - 60	mittelstark geschädigt
3	61 - 99	stark geschädigt
4	100	abgestorben

Tab. 11: Schadstufenkorrektur unter Einbeziehung der Vergilbung

Schadstufe nur aufgrund von Blatt-/ Nadelverlust	Schadstufe aufgrund von Verlust und Vergilbung der Nadeln und Blätter Vergilbungsstufe (Anteil der vergilbten Nadel-/Blattmasse)		
	0 - 25 %	26 - 60 %	61 - 100 %
0	0	1	2
1	1	2	2
2	2	3	3
3	3	3	3



### Visuelle Erfassung der Schadsymptome



Erfassung folgender Punkte  
in einem Aufnahmebogen:

- Baum Nr.
- Baumart
- Soziologische Stellung (1:vorherrschend, 2:herrschend, 3:mitherrschend, 4:unterständig, 5:unterdrückt)
- Kronenbruch (0:keiner, 1:diesjähriger)
- Nadel-/Blattverlust Einschätzung in 5-%-Stufen
- Verfärbung in % Einschätzung in 5-%-Stufen
- Wasserreiser außerhalb der Primärkrone - Tanne, Eiche (0:keine, 1:wenige, schwache, 2:mittlere, starke, 3:Sekundärkrone dominiert)
- Fruktifikation - Buche (0:ohne bzw. nur letztjährige, 1:wenige diesjährige, 2:deutlich sichtbare, 3:sehr starke F. über ganze Krone)
- Blüheffekt - Kiefer Berücksichtigung spezieller Korrekturfaktoren
- Kroneneinsehbarkeit (1:gut, 2:mittel, 3:schlecht)
- Insekten-/Pilzbefall (0:keiner, 1:geringer, 2:mittel u. stark)
- Rinden-/Holzschäden



### Auswertung Klassifizierung



### 3.1.6 Waldbäume als Akkumulationsindikatoren

R.-D. ZIMMERMANN

Bäume sind aufgrund ihrer starken Verbreitung, ihrer Langlebigkeit und Exposition nahezu ideale Bioindikatoren, um im Rahmen des passiven Monitorings luftgetragene Schadstoffe zu erfassen. Fast alle Organe der Bäume wurden bislang zur Bioindikation herangezogen. Neben den Wurzeln, der Borke, dem Holz und den Früchten werden überwiegend die Blattorgane untersucht. Die Probenahme, die früher nur am gefälltten Baum durchgeführt werden konnte und somit eine Wiederholungsbeprobung unmöglich machte, wird heute mit baumschonenden Beprobungstechniken durchgeführt. Diese Probenahmetechnik erfüllt die Grundvoraussetzung des Einsatzes von Bioindikatoren im passiven Monitoring, d.h. der Organismus wird durch den Vorgang der Probenahme nicht nachhaltig geschädigt. Eine Möglichkeit der Probengewinnung ist der Einsatz eines Einholm-Fallschutzleitersystems, das eine beliebig häufige Blattprobenahme am stehenden Baum ermöglicht (ZIMMERMANN & PLANKENHORN 1986). Diese Methodik ist bei allen Baumarten anwendbar und verletzt den Stamm des Baumes, im Gegensatz zur Benutzung von Steigeisen, nicht. Die Blattprobenahme am stehenden Baum sollte von einem geübten Zapfenpflücker im Spätsommer, vor der Herbstverfärbung der Blätter, durchgeführt werden. Je Standort sind mindestens zwei Bäume zu beproben. Es genügt eine Blattprobenahme aus dem unteren Kronenbereich (HAAG & ZIMMERMANN 1993). Die Zweige sind am Boden optisch nach den Kriterien Bestandungs- und Belaubungsgrad, Blattgröße und -form, Blattschäden (Vergilbungen, Nekrosen und Chlorosen), Parasitenbefall sowie Fruktifikationsgrad zu begutachten. Danach werden die Blattorgane am unteren Ende des Stiels abgeschnitten und in Papiertüten verpackt. Im Labor müssen sie getrocknet (105 °C), pulverisiert, aufgeschlossen und analysiert werden. Diese Vorgehensweise ist nur für anorganische Parameter zu empfehlen. Für eine Analyse auf organische Schadstoffkomponenten sind die Blätter in gereinigte Glasgefäße zu füllen (Achtung! saubere Baumwollhandschuhe benutzen) und in gekühltem Zustand (4 °C) rasch in das Labor zu transportieren. Dort muß möglichst schnell die Extraktion und Analytik erfolgen. Eine kurzzeitige Lagerung bei -20 °C ist möglich. Analysiert wird stets nur ungewaschenes Probenmaterial.

Bei Nadelbäumen erfolgt, nach der Begutachtung der Zweigstücke, die Nadelentnahme jahrgangsbezogen, d.h. je nach Fragestellung vom 1. bis maximal 3. Nadeljahrgang. Von den Zweigen werden erst nach

dem Trocknen die Blattorgane abgeklopft und zum Aufschluß weiterverwendet.

Als anorganische Analyseparameter werden Blei, Cadmium, Zink, Quecksilber, Kupfer, Nickel, Chrom, Calcium, Kalium, Magnesium, Mangan, Stickstoff, Phosphor, Schwefel und nach Möglichkeit Bor empfohlen. Organische Analyseparameter sind PAHs und PCBs.

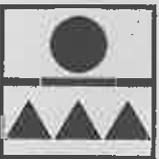
Weitere Angaben zur Methodik sind bei HAAG & ZIMMERMANN (1993) und VDI (1991) aufgeführt.



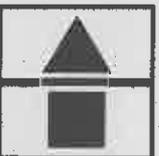
optische Begutachtung  
Probenahme



anorganische Proben: Tüte  
organische Proben: Glas bei 4° C, Lagerung bei -20° C



anorg. Proben: trocknen bei 105° C → mahlen → Aufschluß in  $\text{HNO}_3$   
organische Proben: homogenisieren → extrahieren in org. Lösemitteln



Messung:  
anorganische Proben: AAS, ICP, IC, etc.  
organische Proben: HPLC, GC-MS, etc.

### 3.1.7 Pflanzen des Waldbodens und Grünlandes als Akkumulationsindikatoren

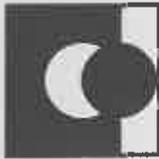
R.-D. ZIMMERMANN

Die Probenahme von Pflanzen der Krautschicht der Wälder erfolgt, wie die der Baumschicht, im Spätsommer, bevor die Herbstverfärbung beginnt. Die Pflanzenproben müssen in einem begrenzten, festgelegten Areal innerhalb des Waldstandortes genommen werden. Dieses Areal ist exakt zu beschreiben und auf Karten entsprechend einzutragen, um eine eventuell notwendige Wiederholungsbeprobung zu ermöglichen. Vom Standort werden zweckmäßigerweise aus der Krautschicht die gleichen Pflanzenarten entnommen wie aus der Baumschicht. Der Baumjungwuchs sollte maximal 3-4jährig sein. Bei Nadelbäumen empfiehlt sich die Beprobung des jüngsten Nadeljahrgangs, um die Jungpflanzen nicht zu sehr in ihrem Wuchs zu beeinträchtigen. Die Durchführung der Blattprobenahme geschieht nach den gleichen Vorgaben wie in der Baumschicht. Wie dort beschrieben, so muß sich auch bei der Krautschichtbeprobung die Handhabung des Probenmaterials nach der gewünschten Analyse richten.

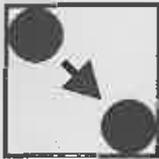
Bei der Untersuchung von Grünlandflächen ist die richtige Auswahl der pflanzlichen Bioindikationsarten von entscheidender Bedeutung für die spätere Aussagekraft der Meßergebnisse in bezug auf den gesamten Beurteilungsraum. Basis für diese Auswahl stellt eine vegetationskundliche Aufnahme der Untersuchungsfläche dar. Zur Analytik sollten häufig vorkommende Arten mit ausreichend großen, mesomorphen Blattorganen wie z.B. *Plantago lanceolata* (Spitzwegerich), *Plantago media* (Mittlerer Wegerich), *Achillea millefolium* agg. (Schafgarbe) sowie *Bromus erectus* (Aufrechte Tresse) herangezogen werden. Vorversuche mit anderen Pflanzenarten des Grünlands haben gezeigt, daß sich zur Untersuchung des Akkumulationsverhaltens von Schadstoffen nicht alle Arten gleichermaßen gut einsetzen lassen. Aus analytischen Gründen ist die Beprobung von Pflanzen mit Milchsaft (z.B. *Euphorbiaceen*) nicht zweckmäßig. Die Erfahrungen mit der Analytik des Grünlandaufwuchses beschränken sich derzeit nur auf anorganische Schadstoffkomponenten sowie Nährelemente (LFU 1989). Die konkrete Festlegung des Probenahmeareals ist auch hier, wie oben für die Wälder beschrieben, unumgänglich.

Der empfohlene Umfang der zu messenden anorganischen Parameter, Schadstoffe wie auch Nährelemente, ist aus Kap. 4 zu entnehmen. Künftige Schwerpunkte im Bereich der Analytik liegen auf der Bearbeitung von organischen Schadstoffverbindungen in pflanzli-

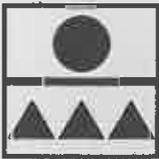
chen Proben. Die Erfahrungen auf diesem Sektor sind bislang noch recht unzureichend, so daß in diesem Methodenhandbuch keine Empfehlungen für Probenahme und Analytik sowie zu entsprechenden Bioindikatorarten ausgesprochen werden können. In diesem Zusammenhang wird auf die Arbeit von DEBUS et al. (1989) verwiesen.



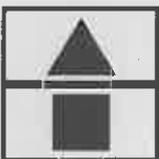
optische Begutachtung  
Probenahme



anorganische Proben: Tüte  
organische Proben: Glas bei 4° C, Lagerung bei -20° C



anorg. Proben: trocknen bei 105° C → mahlen → Aufschluß in HNO<sub>3</sub>  
organische Proben: homogenisieren → extrahieren in org. Lösemitteln



Messung:  
anorganische Proben: AAS, ICP, IC, etc.  
organische Proben: HPLC, GC-MS, etc.

### 3.1.8 Klon-Fichten

R.-D. ZIMMERMANN

Klon-Fichten sind genetisch absolut identische Pflanzen. Sie werden durch Stecklingsvermehrung von einer Mutterpflanze nachgezogen. Werden diese Koniferen in einheitlichen Pflanzcontainern mit Einheitserde und entsprechender Bewässerung exponiert, so existiert ein Bioindikationsverfahren im aktiven Monitoring von hoher Standardisierung.

Die Aufzucht der Pflanzen wird von vielen forstlichen Pflanzgärten und Versuchsanstalten durchgeführt. Zur Exposition kommt vier- oder fünfjähriges Klon-Fichtenmaterial der Herkunft „Westerhof“, eine Variante mit einer besonders weiten ökologischen Amplitude. Dies hat den Vorteil, daß die Klon-Fichten sowohl in Niederungen als auch in höheren Berglagen ohne Bedenken eingesetzt werden können. Das Verfahren eignet sich daher besonders für landesweite Untersuchungsansätze.

Die Jungpflanzen werden in Container mit den Maßen 100 x 100 x 50 cm in vorgedüngte Einheitserde (30 % Ton, 40 % Weißtorf und 30 % Stabilisator = Blähschiefer) mit pH 5 bis 6 angepflanzt und am entsprechenden Standort exponiert. Als Anfangsdüngung hat sich „Osmocote plus“ bewährt (3 kg/m<sup>3</sup>, N-P-K-Spurenelemente = 15-10-12-2; Depotdüngung für 5-6 Monate). Die Pflanzcontainer müssen frei stehen und dürfen von keiner Seite her durch Wände, Häuser, Hecken, hohe Bäume etc. abgeschirmt sein. Das Erdreich wird über eine Wasserwanne unter dem Container und einem speziellen Hygroeinsetz mit Wasser versorgt (z.B. Modell Nr. HQN 742, Fa. Plantener, Fürstenfeldbruck). Eine exakte Beschreibung der Expositionsarbeiten ist bei ZIMMERMANN & RUDOLPH (1986) angegeben. Die neuesten Geländeerfahrungen haben jedoch zu kleinen Abänderungen dieser Expositionsrichtlinie geführt. In jeden Container wird nur noch eine Pflanze eingesetzt. Die Kontrolle der Wasserversorgung muß während der Vegetationsperiode monatlich erfolgen. Eventuell müssen die Kulturen gegossen werden, um Trockenschäden zu vermeiden. Die Düngung ist halbjährlich mit 3 kg/m<sup>3</sup> „Osmocote plus“ (Depotdünger für 5-6 Monate; 15-10-12-2; Spurenelemente: Bor, Eisen, Kupfer, Mangan, Molybdän, Zink) vorzunehmen. Die Pflanzen werden durch kunststoffummantelte Zäune vor Verbiß geschützt. Es wird die Abdeckung der Containeroberfläche durch Mulch empfohlen, um das starke Verkrauten zu verhindern.

An jedem ausgewählten Standort werden zwei Container mit jeweils einer Klon-Fichte aufgestellt. Die

Pflanzen bleiben zunächst zur Akklimatisation ein Jahr stehen. Danach kann für einen Zeitraum von 5 Jahren die Probenahme erfolgen. Nach Ablauf dieser Zeit sind die Pflanzen und das Erdreich zu erneuern.

Jedes Jahr im Herbst wird der jüngste Nadeljahrgang beprobt. Die Nadeln werden optisch begutachtet (bonitiert) und danach zur Analyse ins Labor transportiert. Werden ausschließlich Konzentrationen von anorganischen Schadstoffkomponenten bzw. Nährelementen gemessen, so kommen die Nadeln nach der Probenahme direkt in Papiertüten, in denen sie bei 105 °C getrocknet werden. Anschließend werden die Blattoorgane von Holzteilen abgeklopft, gemahlen und analysiert (Kap. 4.1.1). Die Proben werden nicht gewaschen. Als anorganische Analyseparameter werden für die Routineuntersuchung Pb, Cd, Zn, Hg, Cu, Ni, Cr, Ca, K, Mg, Mn, N, P, S und B empfohlen.

Für die Analyse von organischen Schadstoffverbindungen, z.B. PAHs und PCBs, müssen die Nadeln am Probenahmestandort in vorbehandelte Glasgefäße gefüllt werden. Zur Vermeidung von Kontaminationen sind saubere Baumwollhandschuhe zu verwenden. Die Gläser werden bei 4 °C sofort ins Labor transportiert und dort bis zur Extraktion bei -20 °C gelagert.

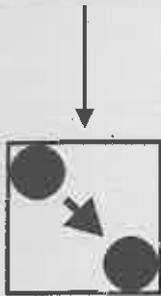
Die Klon-Fichtenexposition ist noch ein recht neues Bioindikationsverfahren. Bislang liegen Ergebnisse von Untersuchungen aus Bayern und Baden-Württemberg vor. In Baden-Württemberg werden Klon-Fichten seit 1986 landesweit an 30 Meßstellen exponiert (ZIMMERMANN 1990; LFU 1990).

Abb. 3: Expositionseinrichtung für Klon-Fichten

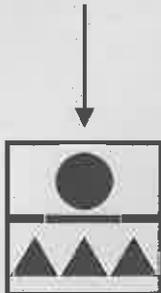




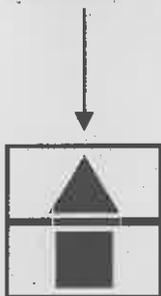
optische Begutachtung  
Probenahme



anorganische Proben: Tüte  
organische Proben: Glas bei 4° C, Lagerung bei -20° C



anorg. Proben: trocknen bei 105° C → mahlen → Aufschluß in HNO<sub>3</sub>  
organische Proben: homogenisieren → extrahieren in org. Lösemitteln



Messung:  
anorganische Proben: AAS, ICP, IC, etc.  
organische Proben: HPLC, GC-MS, etc.

### 3.1.9 Photooxidantien

A. KEITEL

Die Bioindikation der Photooxidantienbelastung beruht auf der visuellen Bonitierung charakteristischer Schadenssymptome an exponierten Indikatorpflanzen. Das Verfahren wurde an der Universität Hohenheim experimentell erarbeitet (KEITEL et al. 1983; SCHLÜTER 1984) und von der Landesanstalt für Umweltschutz Baden-Württemberg (LFU) gemeinsam mit dem Technischen Überwachungsverein Südwest e.V. zur Praxisreife entwickelt (ARNDT et al. 1985). Seit 1984 wird es von der LfU regelmäßig in landesweiten und regionalen Untersuchungsprogrammen zur Beurteilung der Vegetationsbelastung durch Ozon und andere Photooxidantien eingesetzt (LFU 1985 – 1990; KEITEL & ERHARDT 1987). Verfahrensdetails sind aus ARNDT et al. (1985) zu entnehmen.

Folgende **Pflanzenarten** bzw. -sorten werden regelmäßig eingesetzt:

Buschbohne (*Phaseolus vulgaris* cv. *Pinto*)

Kleine Brennessel (*Urtica urens* – Wildform).

Darüber hinaus ist Tabak BEL W3 als Indikatorpflanze für Ozon seit langem bekannt (KNABE et al. 1973). Er ist die bei weitem empfindlichste Art bzw. Sorte; sein Einsatz ist aber nur innerhalb klimatisch homogener Untersuchungsgebiete, z.B. in regionalen Meßnetzen, sinnvoll, da seine Reaktionen sehr stark von klimatischen Effekten überprägt werden.

Die Buschbohne und die Kleine Brennessel können landesweit über alle Höhenlagen eingesetzt werden. Sie sind im Mittel gleich empfindlich, haben aber etwas unterschiedliche Reaktionsspektren. Mehrjährige Untersuchungen in Baden-Württemberg weisen darauf hin, daß die Bohnen ganz überwiegend auf Ozon, die Brennesseln stärker auf andere Photooxidantien reagieren (LFU 1988; 1989).

Die **Anzucht** der Pflanzen erfolgt im Gewächshaus bei optimalen Wasser- und Nährstoffverhältnissen. Die Wasserversorgung, während der Anzucht und Exposition, wird durch Glasfaser-Saugdochte gewährleistet. Für die **Exposition** wird eine Metallrahmenkonstruktion verwendet (Abb. 4), die bis auf eine nach Norden gewandte Breitseite mit Schattiergewebe bespannt ist. Die **Expositionsdauer** beträgt 14 Tage; danach werden die Pflanzen bonitiert und durch neue Exponate ersetzt. Der gesamte Einsatzzeitraum dauert von Mitte Mai bis Mitte Oktober, umfaßt also bis zu 11 Expositionsperioden.

Als **Wirkungskriterium** dienen für Photooxidantien-schäden typische, sichtbare Blattnekrosen. Zur Symptomatologie wird auf SCHLÜTER (1984) und LACASSE & TRESHOW (1976) verwiesen. Bonitiert wird der Flächenanteil der Nekrosen an der Gesamtfläche der Blätter, die sich im jeweils empfindlichsten Entwicklungsstadium befinden. Durch Mittelbildung über diese – artspezifisch festgelegten – Bezugsblätter einer Pflanze sowie die Aggregation über die Parallelproben wird der Schädigungsgrad bestimmt und als Prozentangabe angegeben. Eine Verrechnung über mehrere Indikatorarten ist nicht sinnvoll. Die so ermittelten Schädigungsgrade erlauben keine quantitative Ableitung einer Belastung durch Photooxidantien im Sinne fester Richtwerte oder Toleranzgrenzen. Die Expositionsergebnisse ermöglichen jedoch eine relative Risikobewertung sowohl im zeitlichen als auch im räumlichen Vergleich (LFU 1988; 1989). Sie bilden damit zusammen mit anderen Informationen wie Ozon-Immissionswerten und Waldschadensdaten eine gute Grundlage zur Risikobewertung der hochkomplexen Photooxidantienwirkungen auf den Naturhaushalt.

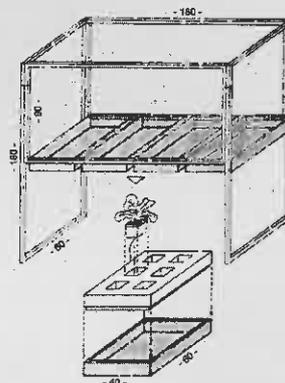


Abb. 4: Expositionseinrichtung für Photooxidantien-Indikatoren aus feuerverzinkten Stahlrahmen mit Wasserbehältern. Im unteren Teil ist die Zusammensetzung von Wasserbehälter, Styroporlager und Pflanztopfen dargestellt. Die Wasserversorgung erfolgt durch Glasfaser-Saugdochte und erlaubt eine 14-tägige wartungsfreie Exposition. Weitere Angaben zum Aufbau der Expositionsgestelle finden sich bei ARNDT et al. 1985.

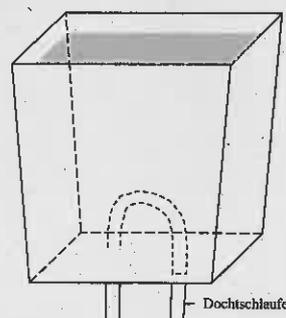
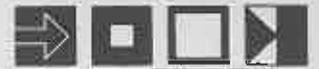
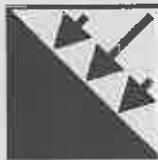


Abb. 5: Expositionstopf mit eingezogener Dochtschleife



Kleine Brennessel und Rotklee in Pikierschale mit Einheitserde (ED 73) aussäen. Bei einer Höhe von 2-4 cm die Pflanzen in Torftöpfe pikieren. Buschbohne in Torftöpfe aussäen. Bei einer Höhe von 10 cm sind die Pflanzen zum Umtopfen geeignet.

Pflanzen in Expositionsgefäße (mit Saugdochtschläuchen zur Wasserversorgung) mit Torftöpfen umtopfen



Exposition am Untersuchungsstandort in standardisiertem Expositionsgestell



Bonitur der Schadsymptome = Ozonnekrose. Für eine artspezifisch festgelegte Anzahl von Blättern werden die Prozentanteile der geschädigten Blattfläche an der Gesamtblattfläche geschätzt.

### 3.1.10 Flechtenexposition

W. ERHARDT

Flechten sind besonders empfindlich gegenüber Luftverunreinigungen und zeigen Reaktionen, bevor höhere Pflanzen sichtbar geschädigt werden. Sie reagieren auf eine Vielzahl von anorganischen und organischen Luftverunreinigungen sowie auf deren Kombinationen. Durch ihr natürliches Vorkommen an einem Standort zeigen sie, daß dort der Grad der Luftverunreinigung ihre Belastbarkeit nicht überschreitet. Da die vielen Arten von Flechten unterschiedlich empfindlich gegenüber Luftverunreinigungen sind, läßt eine Kartierung des natürlichen Vorkommens von Flechten in einem Untersuchungsgebiet Aussagen über die Luftqualität zu. Wenn in einem Gebiet aufgrund der Luftbelastung keine oder nur sehr wenige Flechtenarten vorkommen, kann die Luftqualität mit exponierten Flechten bestimmt werden. Dieses Verfahren heißt **standardisierte Flechtenexposition** und ist in der VDI-Richtlinie 3799 Bl.2 (1989) beschrieben.

Für die Exposition als Bioindikator hat sich die Flechtenart *Hypogymnia physodes* am besten bewährt und wird allgemein verwendet. Die Flechten für die Exposition werden aus emittentenfernen Waldgebieten geholt. Sie werden von aus forstwirtschaftlichen Maßnahmen gefälltten Eichen samt ihrer Borkenunterlage mit einem Locheisen ausgestanzt. Der Fortbestand von *Hypogymnia physodes* als Art wird hierdurch nicht gefährdet, weil sie einerseits in unseren Wäldern sehr zahlreich ist und andererseits an gefälltten Bäumen ohnehin absterben würde. Die gewonnenen Flechtenexemplare werden unter standardisierten Bedingungen an einem immissionsarmen Standort den Klima- und Strahlungsverhältnissen des Freilandes ausgesetzt. Während dieser Akklimatisation lassen sich überempfindlichen Exemplare erkennen, die bereits durch die Verpflanzung und die Strahlungsverhältnisse im Freiland geschädigt werden. Die Akklimatisation dauert von Frühjahr bis Herbst. Die Flechtenexemplare, die konstitutionell für die Verpflanzung und das Freilandklima geeignet sind, werden im Herbst auf Expositionstafeln verpflanzt und als Bioindikatoren im Untersuchungsgebiet exponiert.

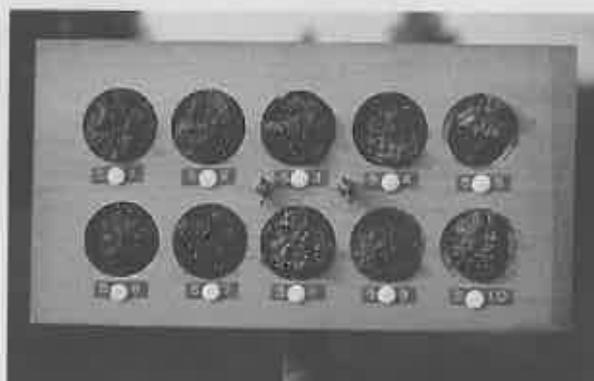
Um den Zustand der Exponate während und nach der Exposition zu erfassen, werden sie einzeln mit einem Makroobjektiv auf Diafilm fotografiert. Anhand der Dias läßt sich der Schädigungsgrad sehr gut bonitieren. Das **Beurteilungskriterium** sind Ausbleichungen, die durch Chlorophyllverlust bei Schadstoffeinwirkung entstehen. Meßgröße ist der Anteil ausgebleichter oder abgestorbener Thallusfläche in Prozent, angegeben als

Mittel aller Exponate einer Flechtentafel. Die Kontrolle des Gesundheitszustandes der Flechten erfolgt nach Ende der Heizperiode, die zweite nach Ablauf der einjährigen Exposition.

*Hypogymnia physodes* ist z. B. empfindlich gegenüber sauren Luftverunreinigungen, wie Schwefeldioxid und Fluorkohlenwasserstoff. Gegenüber Photooxidantien ist sie relativ robust. Mit der Flechtenexposition wird die Gesamtwirkung der aktuell in einem Gebiet auftretenden phytotoxischen Luftverunreinigungen erfaßt. Bei den in Baden-Württemberg vorherrschenden Belastungsverhältnissen werden die Flechtenexponate hauptsächlich während winterlicher Smogperioden geschädigt, wenn sich bei geringem Luftaustausch Schadstoffe in den unteren Schichten der Atmosphäre anreichern. Während des folgenden Sommers erholen sich die Exponate meistens wieder. Eine solche Regeneration ist auch bei Flechten an ihrem natürlichen Standort zu beobachten, wenn diese während des Winters beeinträchtigt worden sind. Hier spiegeln sich die allgemeinen Belastungsverhältnisse wider: Im Sommer werden weniger Schadstoffe in die untere Luftschicht emittiert und der Luftaustausch ist erheblich besser. Eine Zunahme von Schäden an Exponaten im Sommerhalbjahr ist deshalb ein deutlicher Hinweis auf besondere Immissionsverhältnisse.

Ein wesentlicher Gesichtspunkt bei der Bioindikation ist die Übertragbarkeit der Ergebnisse auf andere Organismen. So kann aus der Reaktion von Flechtenexponaten auch auf die Gefährdung anderer Pflanzen geschlossen werden. Da der Mensch ebenso wie die Flechten von Schwefeldioxid beeinträchtigt wird, sind Ergebnisse einer Flechtenkartierung oder -exposition auch für den Menschen von Bedeutung.

Abb. 6: Flechtentafel aus Holz mit transplantierten Exemplaren von *Hypogymnia physodes*. Im Gelände werden die Tafeln in einer Höhe von 1,5 m nach Norden ausgerichtet exponiert.





Flechten im Winter aus dem Wald entnehmen  
 Flechten auf Akklimationsgestell im Freiland setzen  
 (Selektion durch klimatische Bedingungen des Freilandes)  
 Im Herbst Auslese der Exemplare, die die Verpflanzung unbeschadet  
 überstanden haben  
 Flechten zum Einsatz als Bioindikatoren auf Holztafeln kleben



Im Herbst "Nullfotografie" und Exponieren im Untersuchungsgebiet



- nach Winterhalbjahr Zustand der Exponate fotografisch erfassen
- nach 1 Jahr Zustand der Exponate fotografisch erfassen und Exposition beenden



- Bonitierung des Schädigungsgrades der Flechten anhand der Fotografien
- Schädigungsgrade der einzelnen Flechten jeder Expositionstafel zu mittlerem Schädigungsgrad verrechnen. Dieser gibt Belastung eines Meßpunktes an, wobei auch wichtig ist, wie gut sich die Flechten während des Sommers von der im Winter aufgetretenen Schädigung erholen konnten (Regeneration).
- Bewertung der regionalen Ergebnisse anhand der an Referenzstationen aufgetretenen Schäden und deren Zeitreihe. Abschätzung der Gefährdung höherer Pflanzen über Höhe der Flechtenschädigung.

### 3.1.11 Graskultur

W. ERHARDT

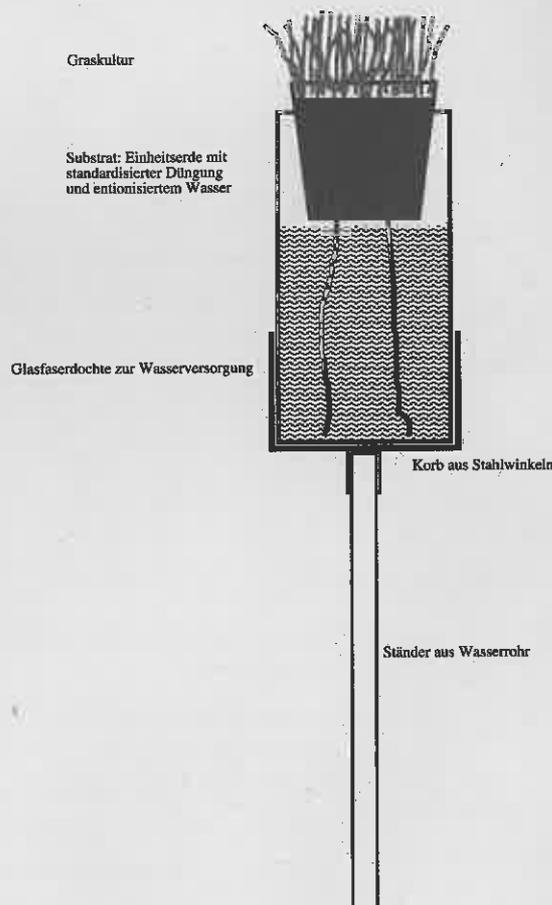
Standardisierte Graskulturen sind Kulturen von „Welchem Weidelgras“, die unter standardisierten Bedingungen in Pflanztöpfen mit eigener Wasserversorgung wachsen. Die Graskulturen werden für eine bestimmte Zeit im Untersuchungsgebiet exponiert und können während dieser **Expositionszeit** Schadstoffe aus der Luft anreichern. Nach der Exposition wird das Gras geerntet und auf seinen Gehalt an Schadstoffen untersucht. Da die Graskulturen nicht mit dem Boden des Meßortes in Verbindung stehen, kann eine Kontamination nur über die Luft erfolgen, so daß mit ihrer Hilfe Immissionsbelastungen besonders gut erkannt werden können. Meist wird die Belastung mit Schwermetallen (Blei, Cadmium, Zink, Kupfer, Nickel und Chrom), Schwefel- und Fluorid untersucht. Das Verfahren der standardisierten Graskultur ist in einer 1978 erschienenen VDI-Richtlinie beschrieben (VDI 3792) und wurde seither u.a. von der LfU weiterentwickelt.

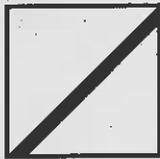
**Ergebnisse** von standardisierten Graskulturen können wegen der einheitlichen Kulturbedingungen räumlich sehr gut verglichen werden und ermöglichen es daher, ein ganzes Gebiet zu beurteilen und Zonen unterschiedlicher Belastung auszuweisen. Sie erlauben es auch, Emissionsquellen zu lokalisieren. Zusätzlich kann mit Hilfe der Schadstoffgehalte im Gras abgeschätzt werden, ob in einem Untersuchungsgebiet bodenständige Pflanzen so stark durch Immissionen belastet sind, daß durch deren Verzehr eine Kontaminationsgefahr für Mensch oder Tier entsteht. Für diese Fragestellung können auch im Untersuchungsgebiet wachsende Nahrungs- und Futterpflanzen direkt beprobt werden. Ihre Wuchsbedingungen sind jedoch von Garten zu Garten, bzw. von Acker zu Acker unterschiedlich. Auch werden an den einzelnen Meßpunkten unterschiedliche Arten und Sorten von Pflanzen zu finden sein und sich zum Zeitpunkt der Probenahme in unterschiedlichen Entwicklungsstadien befinden. All diese Faktoren haben einen starken Einfluß auf den Schadstoffgehalt der bodenständigen Pflanzen. Schadstoffgehalte bodenständiger Nahrungs- und Futterpflanzen sind daher zwar für den Nutzer von unmittelbarer Bedeutung, können aber nur schwer von Standort zu Standort verglichen werden. Zum Nachweis einer Immissionsbelastung und zur Beurteilung eines ganzen Gebietes ist die räumliche Vergleichbarkeit von übergeordneter Bedeutung und für diesen Zweck sind Graskulturen überlegen.

Durch den hohen Standardisierungsgrad der Graskulturen ergeben die 5 – 6 Expositionen je Vegetationsperi-

ode und Meßpunkt eine gute statistische Basis. Bereits das gehäufte Auftreten von überdurchschnittlichen Werten an einem Meßpunkt kann schon zum statistischen Nachweis von Immissionseinfluß ausreichen. Zur Beurteilung von Schadstoffgehalten in Graskulturen werden diese mit Toleranzwerten verglichen, die aus Grenz- und Richtwerten für Nahrungs- und Futterpflanzen abgeleitet sind (UMEG 1992).

Abb. 7: Grasesponat in Einheitserde mit standardisiertem Dünger und entionisiertem Wasser im Untergefäß. Glasfaserdochte sorgen für eine kontinuierliche Wasserversorgung. Die Exposition erfolgt in 1,50 m Höhe. Als Substrat wird eine Einheitserde vom Typ 0 verwendet.





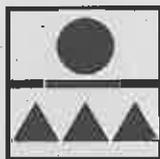
Zur Anzucht der Grasexponate wird der Samen von *Lolium multiflorum* LAM. ssp. gleich in die Expositionsgefäße ausgebracht. Sobald das Gras eine Höhe von 10 cm erreicht hat, wird es auf 3 cm zurückgeschnitten. Ein oder zwei Tage vor der Exposition ist das Gras nochmals auf 3 cm zu kürzen und zu düngen.



- Exposition im Untersuchungsgebiet für je 28 Tage
- pro Vegetationsperiode 5 - 6 Expositionen an jedem Meßpunkt



Ernte des Grases



Trocknen, Mahlen



- Analysen auf Schwermetalle, Schwefel, Fluorid
- Verrechnung der Daten zu Meßpunktmitteln
  - Bewertung der Ergebnisse anhand von Toleranzwerten sowie Richt- und Grenzwerten für Futter- und Nahrungspflanzen



Darstellung der räumlichen Verteilung der Belastung auf Karten

### 3.2 Zoologische Methoden

Die Mobilität von Tieren schließt deren Einsatz in vielen Bereichen der Bioindikation (z.B. aktives Monitoring von Luftschadstoffen) aus. Steht aber die Integration von Schadstoffbelastungen über eine bestimmte Arealgröße im Vordergrund der Bioindikation, wird die Beweglichkeit von Tieren zum Vorteil. Darüber hinaus sind Tiere aufgrund unterschiedlicher Ernährungsstrategien (Destruenten, Herbivore, Carnivore) vielschichtig in ökosystemare Zusammenhänge eingebunden.

Sowohl pflanzliche als auch tierische Bioindikatoren, die im Ökosystem beobachtet werden, zeigen Wirkungen auf natürliche Standortfaktoren und, wenn vorhanden, auf anthropogene Einflußgrößen (ELLENBERG 1980, MÜLLER 1980, PHILLIPSON 1983, SCHUBERT 1985). Jedes Biosystem (Pflanze, Tier, Biozönose) kann Indikatorfunktion übernehmen (REMERT 1980). Grundvoraussetzung für die Auswahl eines Bioindikators ist die Kenntnis der ökologischen und physiologischen Amplitude und die synökologische als auch die taxonomische Stellung des Organismus, um seine Quantität (Abundanz) bzw. Qualität (Schadstoffgehalte) als Bioindikationsgröße nutzen zu können. Beim Einsatz von Bioindikatoren zum Nachweis von anthropogenen Belastungen, hier von luftgetragenen Schadstoffen, muß es möglich sein, bei den festgestellten Wirkungen zwischen natürlichen und anthropogenen Faktoren zu unterscheiden und deren Anteil an der Ausprägung bestimmter Merkmale zu bestimmen.

Im Rahmen des Ökologischen Wirkungskatasters Baden-Württemberg werden tierische Bioindikatoren im passiven Monitoring sowohl als Reaktions- als auch als Akkumulationsindikatoren im terrestrischen (Wald, Grünland) und im aquatischen Ökosystem (Fließgewässer) eingesetzt. Bei der Auswahl dieser Bioindikatoren gelten Anforderungskriterien, die im folgenden aufgelistet sind.

Zunächst muß, wie bereits erwähnt, der Wissensstand bezüglich Biologie und Ökologie eines Organismus möglichst hoch sein, um ihn als Bioindikator auszuweisen. Die **Reaktion** einer Art bzw. Zönose auf Schadstoffe sollte möglichst spezifisch sein. Beispielsweise reagieren Regenwurm-biozönosen auf zunehmende Bodenversauerung mit Degradation bis zum Erlöschen der gesamten Population. Aber nicht nur das Reagieren auf schädliche Umweltveränderungen ist Indikationsgröße, sondern auch die **Akkumulation**

von Schadstoffen im Organismus. Teile innerhalb eines Ökosystems können Schadstoffe besonders anreichern und sogenannte Schadstoffsenken bilden. So ist die Streuauflage und der Oberboden von Waldökosystemen für die meisten Schadstoffe eine Senke. Dieser Bodenbereich beherbergt den Großteil der Bodenfauna. Als Lebensraum stellt er ein Übergangsmilieu zwischen dem aquatischen und dem terrestrischen Bereich dar. Bei den vorwiegend im Bodenwasser und im Wasserfilm der Partikel der Streuschicht lebenden „semiaquatischen“ Tieren, wie den Protozoen, Tardigraden, Rotorien oder der zumindest vom feuchten Milieu abhängigen Wurmfauna (Nematoden, Enchyträen, Lumbriciden), spielt die direkte Aufnahme von Schadstoffen durch die Körperoberfläche eine wesentlich größere Rolle als bei den meist schwer benetzbaren Arthropoden, die im luftgefüllten Lückensystem des Bodens und der Bodenstreu oder an der Bodenoberfläche leben. Bei diesen ist die aktive Aufnahme von Schadstoffen mit der Nahrung entscheidend.

Abb. 8: Extraktionsgerät für Bodenmesofauna (Enchyträen, Collembolen, Milben).



Die Forderung nach einer großen **Verfügbarkeit** der Bioindikationsarten (geographische Verbreitung und Abundanz) spricht für den Einsatz von bodenlebenden Tieren als Bioindikatoren. Ein Nachteil bei einigen Gruppen der Bodenfauna, ist der unzureichende Kenntnisstand bezüglich der Taxonomie. Ausreichende Biomassen sind beim Einsatz von Organismen als Akkumulationsindikatoren für Schwermetalle und organische Schadstoffe das wichtigste Auswahlkriterium, welches bei den Bodentieren nur die Regenwürmer zeigen. Daneben ist die Stellung innerhalb der **Nahrungskette** wichtig. Die Lumbriciden sind für viele Nahrungsketten die Basisgruppe. Für die Bestimmung der Schadstoffakkumulation im Ökosystem werden mehrere Glieder, einschließlich der Endglieder von Nahrungsketten, betrachtet. In aquatischen Systemen sind die Endglieder Fische, die einerseits stark von den



Nahrungsressourcen ihres Lebensraumes abhängen und andererseits in bestimmten Entwicklungsstadien sehr empfindlich auf Änderungen des Wasserchemismus reagieren.

Generell ist die **Erfassungsmethode** für den routinemäßigen Einsatz eines Organismus als Bioindikator ein grundsätzliches Kriterium für dessen Auswahl. Wichtig dabei ist das Vorhandensein standardisierter Verfahren, bzw. die Möglichkeit diese einzurichten (Fangmethode, Probenahme, Extraktion usw.). Im Rahmen von größeren Meßnetzen darf das Probenahmeergebnis nicht von klimatischen Faktoren (Lufttemperatur, Niederschlag, Sonneneinstrahlung) abhängig sein, damit Probenahmetermine langfristig geplant werden können.

Abb. 9: Elektrofischung zur Erfassung von Fischpopulationen.



### 3.2.1 Regenwürmer als Reaktionsindikatoren

H. KREIMES & U. THIELEMANN

Neben den Mikroorganismen und der Mesofauna (Collembolen, Milben, Enchytraeen) nehmen die Regenwürmer eine wichtige Stellung im Ökosystem Boden ein. Die nachfolgende Abbildung (Abb.8) verdeutlicht den Anteil der Lumbriciden an der Gesamtbiomasse am Beispiel eines Wiesenbodens. Im nördlichen und mittleren Mitteleuropa leben nahezu 40 Regenwürmartarten, wovon 20 Arten häufig auftreten. Als eine Hauptgruppe der Destruenten nehmen die Lumbriciden im Abbau der anfallenden organischen Substanz und als Bodenbildner eine zentrale Stellung ein (DARWIN 1881, HENSEN 1877, FRANZ 1950, EDWARDS & LOFTY 1977, MEINHARDT 1986). Eine weitere wichtige Funktion der Regenwürmer ist die biogene Verlagerung von Substanzen im Boden und die Verbreitung von Bodenmikroorganismen. Auf Veränderungen des Bodenmilieus reagieren Lumbriciden sehr sensibel. Das Artenspektrum und die Anzahl der Individuen einer Art variieren hauptsächlich in Abhängigkeit von pH-Wert und Vegetationdecke. Diese Komponenten können durch Schadstoffeinträge ins Ökosystem stark verändert werden.

Abb. 10: Bodenbestandteile eines Wiesenbodens. Der Anteil der Lebewesen beträgt 10t/ha. Dabei haben die Lumbriciden mit 12% einen Anteil von 1,2 t/ha (BOSSEL 1990)

Mineralboden	3000,00
organischer Anteil:	210,00
tote organische Substanz	178,50
Pflanzenwurzeln	21,00
Bodenorganismen:	10,50
Pilze, Algen	4,20
Bakterien, Strahlenpilze	4,20
Regenwürmer	1,26
Bodenfauna ohne Regenwürmer	0,84

Die Erfassungsmethoden der Lumbricidenfauna sind sehr unterschiedlich. Folgende Probenahmemöglichkeiten stehen zur Verfügung:

- Handauslese: Hierbei werden Flächen von 50x50 cm bzw. 50x100 cm ausgestochen und die Erde auf Würmer durchsucht.

- Austreiben mit Expellentien: Eine wäßrige Formalinlösung (500-1000 : 1) wird auf die Erde gegossen (RAW 1959), wodurch die Regenwürmer ausgetrieben werden. EVANS & GUILD (1947) nutzten als Expellent Kaliumpermanganatlösung.

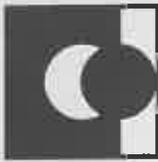
- Aufschwemmen mit Wasser und Sieben: Bei dieser Methode werden Bodenproben im Freiland entnommen. Die Auslese der Regenwürmer erfolgt durch Aufschwemmen der Proben mit anschließendem Sieben.

- Austreiben durch elektrischen Strom: Elektrischer Strom als Expellent zum Regenwurmfang wurde bislang nur wenig angewandt, da diese Methode früher mit einem hohen apparativen Aufwand verbunden war (DOEKSEN 1950, SATCHELL 1955). RUSHTON & LUFF (1984) verbesserten die Methode durch Verwendung einer Ringelektrode. THIELEMANN (1986) entwickelte eine Oktett-Methode, bei der 8 Elektroden eingesetzt werden.

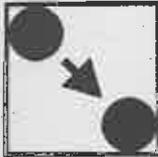
Von den oben aufgeführten Methoden sind die Handauslese, das Aufschwemmen mit Wasser und anschließendes Sieben, sowie das Austreiben mit chemischen Expellentien für die Untersuchung der Regenwurmfaua von Dauerbeobachtungsflächen ungeeignet, da sie zu einer nachhaltigen Störung der Untersuchungsflächen führen. Besser geeignet ist hierfür die Methode des elektrischen Wurmfangs, da sie nicht zur Zerstörung der Probefläche führt.

Besonders geeignet ist die elektrische Fangmethode nach THIELEMANN (1986), die eine Effektivität bis zu 90 % besitzt. Ein erprobtes und technisch sicheres Gerät kann käuflich erworben werden. Zur Bestimmung der Lumbriciden ist eine Röhrenmethode geeignet, die bei THIELEMANN (1986) beschrieben ist. Dabei werden die gefangenen Regenwürmer in Wasser überführt und in Glasröhren mit geeignetem Innendurchmesser gesaugt. Unter einer Lupe sind die Bestimmungsmerkmale an den lebenden Tieren zu erkennen.

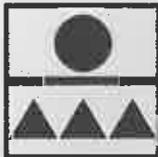
Als Meßparameter dienen die artbezogene Abundanz und Biomasse, sowie die Veränderung des Artenspektrums. Ferner lassen sich die artbezogene Abundanz und Biomasse der Entwicklungsstadien (juvenil-adult) erfassen, um die Entwicklungstendenzen und die Stabilität von Populationen aufzuzeigen.



Zur Probeaufnahme (= Fangmethode nach THIELEMANN 1986) werden 8 Elektroden des Wurmfangerätes anhand einer vorgegebenen Schablone (Achteck mit  $1/8 \text{ m}^2$  Größe) in den Boden gestochen. Die Fangzeit je Standort beträgt 3 x 30 Minuten.



Transportiert werden die Tiere in mit Quarzsand gefüllten Dosen. Eine Kühlung von  $8-10^\circ \text{ C}$  ist erforderlich.



Im Labor werden die Würmer ab gespült und in eine Schale mit Wasser gegeben.



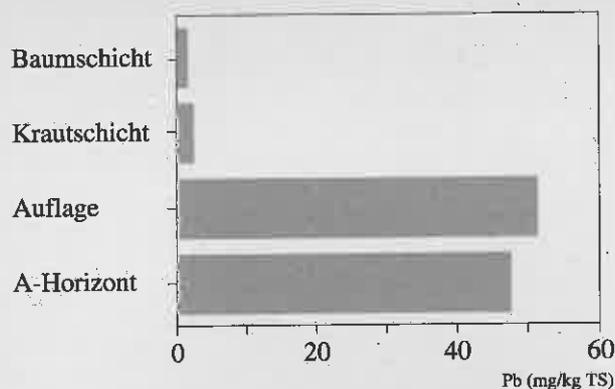
Zur Artbestimmung sind die Tiere je nach Größe in Glasröhrchen mit unterschiedlichen Durchmessern einzusaugen.

### 3.2.2 Regenwürmer als Akkumulationsindikatoren

H. KREIMES & H. BACK

Die Regenwürmer haben einen hohen Anteil am Abbau der anfallenden organischen Substanz und nehmen in den bodenbildenden Prozessen eine zentrale Stellung ein. Sie sind eine Basisgruppe für die Nahrungskette. Die Lumbriciden können einen Biomassenanteil von bis zu 90% der Makrofauna erreichen (VOLZ 1967). Ihre überaus wichtige Bedeutung als Akkumulationsindikatoren wird durch die Tatsache belegt, daß der Boden eine Schadstoffsene darstellt und somit Bodenorganismen besonders belastet. In Waldökosystemen werden im Oberboden in der Streuauflage und im Auflagehorizont besonders viele Schadstoffe angereichert (Abb. 9). Die Regenwürmer akkumulieren Schadstoffe artbezogen unterschiedlich. Cadmium (Cd) wird in *Aporrectodea rosea* um den Bioakkumulationsfaktor 38, in *A. longa* um den Faktor 18 und in *Lumbricus terrestris* um den Faktor 22 angereichert (ANDERSEN 1979).

Abb. 11: Bleigehalte unterschiedlicher Kompartimente von 60 Wald-Dauerbeobachtungsflächen in Baden-Württemberg (LFU 1993).



Bei der Untersuchung der akkumulierten Schadstoffe in Lumbriciden ist keine quantitative Erfassung der Lumbricidenfauna notwendig. Die Tiere können im Freiland an geeigneten Stellen (Totholz, Steinen etc.) aufgesammelt werden oder mit der in Kap. 3.2.1 beschriebenen Elektrofangmethode beprobt werden. Der Transport der Regenwürmer erfolgt dann in feuchtem Quarzsand, um eine rationelle Weiterverarbeitung der Proben zu gewährleisten. Die Würmer werden im Labor unter fließendem destilliertem Wasser aus dem Sand ausgewaschen und danach entkotet. Bis zur weiteren Aufbereitung werden die Tiere eingefroren. Im Rahmen des Ökologischen Wirkungskatasters Baden-Württemberg wurde die Lumbricidenart *Lumbricus rubellus* als Akkumulationsindikator eingesetzt, da

Voruntersuchungen gezeigt haben, daß diese Art an nahezu allen Untersuchungsstandorten verbreitet ist. Die Analyse erfolgte für die Schwermetalle Blei (Pb) und Cadmium (Cd). Die Bleigehalte von *Lumbricus rubellus* an den 60 untersuchten Waldstandorten liegen zwischen 1,5 mg/kg und 958 mg/kg. Die gefundenen Cadmiumwerte bewegen sich zwischen 2,6 mg/kg und 30 mg/kg.

Abb.12: Elektrischer Wurmfang. Anordnung der Elektroden nach der Oktett-Methode.

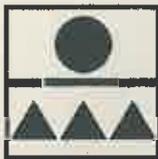




Probeaufnahme mit Elektrowurmfangerät (THIELEMANN 1986).  
Die Elektroden werden im Achteck angeordnet.  
Die Fangfläche beträgt 1 m<sup>2</sup>.



Der Transport erfolgt in mit Quarzsand gefüllten Dosen bei 8-10° C.



Im Labor werden die Würmer durch Waschen vom Sand befreit und nach Arten sortiert. Anschließend sind sie mit Aqua dest. abzuspülen und 5 Tage bei ca. 8° C auf Filterpapier zu halten (= Entkotung). Danach werden die Würmer gefriergetrocknet, gemahlen und mit HNO<sub>3</sub> aufgeschlossen.



Die Analyse der Schwermetalle erfolgt mit der GF-AAS und ICP-AAS.

### 3.2.3 Enchytraeen als Reaktionsindikatoren

J. RÖMBKE

Wie die Regenwürmer gehören Enchytraeen (Größe 1 – 30 mm; meist weißlich gefärbt) zu den Ringelwürmern (Oligochaeta, Annelida). Sie sind mit mindestens 400 Arten weltweit verbreitet, wobei die taxonomische Bearbeitung dieser Tiere außerhalb Nord- und Mitteleuropas völlig unzureichend ist. Außer in marinen und limnischen Sedimenten sind Enchytraeen in den meisten, nicht zu trockenen Böden zu finden (PETERSEN & LUXTON 1982). Die Zahl der an einem Standort vorkommenden Arten schwankt zwischen 3 bis 30. Mehr als 6 Arten sind selten dominant.

Enchytraeen können in Böden gemäßigter Breiten sehr hohe Dichten erreichen. In sauren, mesofauna-dominierten Böden, z.B. in deutschen Buchenwäldern, werden im Jahresdurchschnitt 50.000 bis 100.000 Individuen pro m<sup>2</sup> gefunden (ELLENBERG et al. 1986). An solchen Standorten stellen die Tiere im allgemeinen nach ihrer Biomasse die wichtigste Tiergruppe. Aber auch in basischen, makrofauna-dominierten Böden (insbesondere Regenwürmer) sind Enchytraeen mit Dichten von ca. 20.000-50.000 Individuen nicht vernachlässigbar. Aufgrund ihrer hohen Biomasse bei gleichzeitig hoher Aktivität erreichen sie relevante Anteile am Energiekreislauf (DUNGER 1982a, RÖMBKE 1989).

Enchytraeen sind saprophag, d.h. sie ernähren sich von anersetztem, organischem Material einschließlich der darin lebenden Bodenmikroorganismen. Je nach Art werden in unterschiedlichem Verhältnis Laubstreu, Bodenpartikel und insbesondere Kotballen anderer Bodentiere aufgenommen (ZACHARIAS 1965). Der Abbau des Bestandesabfalls wird von ihnen teils direkt (Fraß), besonders aber indirekt durch die Förderung der Mikroflora beeinflusst (BECK et al. 1988). Daneben verändern sie die mechanischen Bodeneigenschaften positiv, z.B. durch die hohe Stabilität ihrer Kotkrümel.

Enchytraeen können sowohl als Zeiger für bestimmte Standortverhältnisse, wie Bodeneigenschaften (GRAEFE 1989), als auch für die Indikation von Immissionsbelastungen eingesetzt werden. Neben ihrer Nutzung als Testorganismen im Labor (RÖMBKE 1988) wurden sie in verschiedenen Ökosystemtypen als Reaktionsindikatoren für Umweltchemikalien oder Pflanzenschutzmittel verwendet (BECK et al. 1988).

Als Meßparameter dienen die artbezogene Abundanz und Biomasse sowie die Veränderungen des Arten-

spektrums (RÖMBKE & KREYSCH 1988). Auf der Basis dieser Werte lassen sich verschiedene energetische Parameter, wie die Respiration, relativ gut abschätzen (PERSSON & LOHM 1977). Auch das Verhältnis von juvenilen zu adulten Tieren oder ihre Tiefenverteilung können Hinweise auf Beeinflussungen der Enchytraeenzönose durch Schadstoffwirkungen geben.

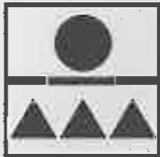
Da die Populationsdynamik und das Artenspektrum dieser Würmer für mitteleuropäische Waldstandorte recht gut bekannt ist, läßt sich der Zustand einer bestimmten Versuchsfläche hinsichtlich ihrer Enchytraeenbesiedlung (d.h. strukturell) und damit mittelbar in Hinsicht auf den Dekompositionsprozeß (d.h. funktionell) einschätzen. Dabei reichen im allgemeinen 4-6 Probennahmen pro Jahr aus. Aufgrund des starken Einflusses klimatischer Faktoren auf die „normale“ Entwicklung der Enchytraeenzönose sollten solche Untersuchungen aber mehrere Jahre durchgeführt werden.



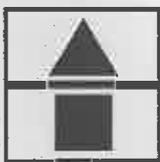
Auf den Dauerbeobachtungsflächen werden im Frühjahr, Sommer, Herbst und Winter jeweils 3 Parallelproben mittels Probenstecher (aufklappbar; Innendurchmesser 5,6 cm) genommen. Jeder Einstich wird in 4 Schichtproben (jeweils 4 cm dick) unterteilt.



Der Probentransport ins Labor erfolgt in Plastikdosen.



Jede Einzelprobe wird dort in ein Sieb (Durchmesser 15 cm; Maschenweite 1 mm) umgefüllt und vorsichtig zerkrümelt. Jedes Sieb wird in eine bis zur Oberkante der Probe mit Wasser gefüllte Auffangschale gehängt. Zur Aufnahme von maximal 19 Proben dient eine Nass-Extraktionsapparatur nach dem O'CONNOR-Prinzip (O'CONNOR 1955), modifiziert nach GRAEFE (1990). Die Siebe einschließlich der Auffanggefäße werden durch ein Wasserbad auf ca. 10° C gekühlt. Humusreiche Bodenproben wie z. B. Streuschichtproben verbleiben 1 - 2 Tage, humusarme Proben aus der Mineralschicht 3 - 7 Tage in der Apparatur.



Das am Boden des Auffanggefäßes liegende Gemisch aus Mineral- und Detritusteilchen sowie Enchytraen und anderen kleinen Bodenorganismen wird mit etwas Wasser auf einige Petrischalen verteilt. Die Würmer werden bei geringer Vergrößerung unter dem Binokular ausgelesen und möglichst umgehend lebend im Lichtmikroskop bestimmt. Einzelne Tiere werden zur Dokumentation in Alkohol fixiert und anschließend in Polyvinyl-Lactophenol (PVLVP) auf Objektträgern eingebettet. Alternativ ist eine Fixierung in Bouin mit Färbung in Paracarmin und Lagerung in Canada-Balsam möglich.

### 3.2.4 Collembolen als Reaktionsindikatoren

H. SCHICK

Collembolen sind die am weitesten verbreitete Gruppe von Insekten und weisen eine hohe Anpassungsfähigkeit an die verschiedensten Lebensräume auf (WALLWORK 1976). Aus diesem Grund können Sie zur Bioindikation in den unterschiedlichsten geographischen Bereichen zu allen Jahreszeiten herangezogen werden. Darüberhinaus sind sie eine Bodentiergruppe, die im Ökosystem Wald ein wichtiges Regulativ beim Streuabbau darstellt (BECK 1983, 1985); weiter entsprechen sie den nachfolgenden Anforderungen an Bioindikatoren (DUNGER 1982):

- eindeutige Erfassbarkeit der aktiven Stadien,
- Empfindlichkeit gegenüber Noxen,
- gute Reaktionsfähigkeit auf die Bildung neuer Nischen durch günstigen Voltinismus (1-4 Generationen pro Jahr),
- enge Korrelation zur mikrobiologischen Gesamtaktivität,
- gute Erfassbarkeit durch hohe Individuendichte,
- eindeutiger Bezug auf den Untersuchungsort durch absolute Ortstreue.

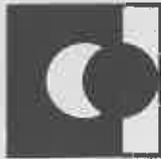
Collembolen haben eine große Diversität und kommen in hohen Abundanzen vor. Sie können standardisiert erfaßt werden und sind taxonomisch gut beschrieben. Infolge ihrer im Vergleich zu anderen Tieren (z.B. Milben) dünnen Cuticula haben sie engen Kontakt mit dem Boden und Bodenwasser und den darin vorhandenen Stoffen. Aufgrund ihrer unterschiedlichen Ernährungs- und Lebensweisen reagieren sie differenziert auf die unterschiedlichsten Veränderungen im Ökosystem mit Schwankungen der Individuenzahl und Artenzusammensetzung (BENGTSON & RUNDGREN 1988, HAGVAR 1987, LFU 1988, MOORE & LUXTON 1988, ORELL 1987, SCHICK 1990). Darüber hinaus eignen sich Collembolen für ökotoxikologische Tests (IGLISCH 1981, SPAHR 1981, WOLFRKOSCH 1983).

Bei der **Untersuchung von Collembolenzönosen** müssen die jahreszeitlichen Aspekte berücksichtigt werden. Zur Bestimmung des für die jeweilige Fragestellung nötigen Probenumfangs ist eine Artenarealkurve zu erstellen (DUNGER 1968, SCHICK 1990).

Walddauerbeobachtungsflächen sollten mindestens im Zweijahresrhythmus beprobt werden, wobei zu drei Probenahmeterminen im Frühjahr, Sommer und Herbst je drei Proben pro Fläche entnommen werden. Zur Probeentnahme werden auf jeder Untersuchungsfläche

drei Teilflächen von je zwei Metern Kantenlänge abgepflockt. Ihre Auswahl erfolgt im Gelände unter Berücksichtigung des Baumbestandes und der Bodenvegetation. Die genaue Festlegung der für die Probenahme bestimmten Stellen geschieht mittels eines Probenahmerahmens (2x2 m). Mit einem Bodenstecher von 6,8 cm Innendurchmesser wird ein Bohrkern entnommen, der in zwei Teilproben (0-3 cm und 3-6 cm) unterteilt wird. Diese werden in eigens hierfür entwickelte Transportdosen eingebracht und mit Kühlboxen ins Labor transportiert.

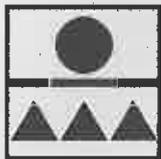
Die Extraktion der Collembolen aus den Bodenproben erfolgt nach MAC FADYEN (1961), in einem „High Gradient Extractor“. Ein eigens dafür entwickeltes Temperaturregulatorgerät gewährleistet den langsamen Temperaturanstieg während des Extraktionsvorgangs und einen entsprechend dem zu extrahierenden Substrat (z.B. Streu- oder Erdproben) frei programmierbaren Temperaturverlauf. Durch dieses standardisierte Extraktionsverfahren (Bodenstecher, Erdtransportdosen, Extraktionsgerät von Firma GEFU/Heidelberg) ist eine genaue Reproduzierbarkeit der Extraktionsergebnisse gewährleistet. Von dem ausgelesenen Collembolenmaterial werden mikroskopische Präparate angefertigt (GISIN, 1960), die anschließend durchgesehen und bestimmt werden (GISIN 1960, PALISSA 1965, FJELLBERG 1979, 1980).



Je 3 Probenentnahmen im Frühjahr, Sommer und Herbst auf Dauerbeobachtungsflächen

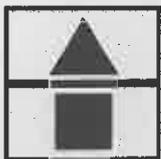


Proben transport ins Labor bei 12° C. Transportdosen mit oberem und unterem Deckel und integriertem Netzeinsatz (Maschenweite 1 mm) zum direkten Aufsetzen auf die Extraktionsapparatur.



Extraktion der Tiere mittels einer

- Extraktionseinrichtung nach MACFADYEN mit frei programmierbarer Temperatursteuerung
- Überführen und 4 Wochen Lagerung des extrahierten Tiermaterials in 70 % Alkohol
- Collembolen unter Binokular auslesen
- Zur Aufhellung in einem Milchsäure-Glycerin-Gemisch einbetten



Bestimmung unter dem Phasenkontrastmikroskop

### 3.2.5 Milben als Reaktionsindikatoren

L. BECK

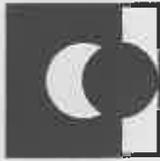
Milben sind ihrer Körperform und -größe nach leicht als Spinnentiere zu identifizieren, darüber hinaus aber nur schwer nach Gruppen zu charakterisieren. Sie sind in mindestens zwei Verwandtschaftskreise unterschiedlicher stammesgeschichtlicher Herkunft zu trennen und in ihren Lebensäußerungen und -ansprüchen außerordentlich verschieden. Die Bestimmung nach Arten ist aufgrund der unzulänglichen Literatur schwierig und erfordert lange Einarbeitungszeiten.

In der Bodenfauna von Wäldern sind zwei Gruppen der Milben besonders interessant. Die Oribatiden umfassen die individuen- und artenmäßig dominante Gruppe unter den gesamten Kleinarthropoden des Bodens. Sie sind taxonomisch klar abgrenzbar, enthalten aber viele verschiedene Formen, die ebenso viele verschiedene Nischen im Boden besetzen, vom Euedaphon bis zu bodenähnlichen Mikrohabitaten an und auf Bäumen bis hinauf zum Kronenbereich. Die trophische Einordnung läßt einen Schwerpunkt bei der Mikrosaprophagie erkennen (vornehmlich Pilzfresser). Andererseits reicht sie aber über Makrosaprophagie (Laub- und Holzfresser) bis zur Phytophagie (vor allem Algenfresser) und zudem über Nekrophagie (Aasfresser) bis zur Zoophagie (Fressen von Nematoden, Bandwurmeiern und -larven). Die zweite Gruppe, die Gamasiden, sind ebenfalls taxonomisch klar abgrenzbar. Sie ernähren sich fast ausschließlich zoophag, wenn man einrechnet, daß zumindest unter Bodentieren dabei ein fließender Übergang zur Nekrophagie besteht.

Die Reaktionsindikation durch Oribatiden stützt sich weniger auf einzelne, sensible Arten, als auf die Untersuchungen von Zoozönosen. Zunächst werden die Taxozönosen der Oribatiden insgesamt, danach die ökologisch definierten Teilzönosen angesprochen. Dem folgt die Differenzierung in Leitformen und Differentialarten, die durchaus unterschiedlich sensitiv sein können. Als Grundlage für die Einteilung in Synusien kann die ausführliche Arbeit von STRENZKE (1952) und die Zusammenfassung von WEIGMANN & KRATZ (1981) herangezogen werden.

Das Probenmaterial für die Milbengruppen wird in gleicher Weise entnommen wie die restliche Bodenfauna. Die Milben werden aus dem Boden extrahiert und unter dem Stereomikroskop bei 10 – 20facher Vergrößerung nach Gruppen aufgetrennt, d.h. aus der in 70% Alkohol konservierten Probe herauspipettiert und gezählt. Gamasiden und Oribatiden werden ebenfalls unter dem Stereomikroskop bei 20 – 60facher Ver-

größerung Art für Art ausgezählt und getrennt in kleinen Glasröhrchen in Alkohol aufbewahrt. Das Bestimmen insbesondere der Oribatiden unter dem Stereomikroskop ist nur mit Kenntnis des im untersuchten Probenmaterial zu erwartenden Artenspektrums möglich. Deshalb muß jede präsumtive Art vorher mikroskopisch identifiziert werden, und jedem Aussortieren muß eine stichprobenartige Nachuntersuchung der ausgelesenen Arten folgen. Hierzu werden die meist stark kutikularisierten Oribatiden oder Gamasiden einige Stunden in mehr oder weniger stark erwärmter Milchsäure aufgehellt und auf Hohlschliff-Objektträger ebenfalls in Milchsäure gebracht. Zweckmäßigerweise schiebt man das Deckgläschen nur zur Hälfte über die Höhlung und fixiert das Tier darunter von der Höhlungsseite her mit einer feinen, aus Minutienstiften oder Kaktusstacheln gefertigten Präpariernadel in der gewünschten Position. Dauerpräparate in verschiedenen Einbettungsmedien eignen sich nur zu einer groben Orientierung, für genaue Detailuntersuchungen sind frisch angefertigte Flüssigkeitspräparate vorzuziehen. Deshalb wird das Untersuchungsmaterial mittelfristig in 70% Alkohol, das Belegmaterial langfristig in Glycerin/Eisessig aufbewahrt. Eine solche Belegsammlung ist ein unerläßlicher und integraler Bestandteil einer jeden Untersuchung, da angesichts der Unsicherheit der Artabgrenzungen und der mangelhaften Literatur Meinungsunterschiede und Fehler über die einzelnen Artbestimmungen nie auszuschließen sind. Für die Indikation der Trends von Veränderungen von Lebensräumen müssen aber jederzeit genaue Wiederholungsuntersuchungen möglich sein.

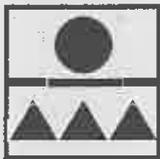


Proben werden flächen- und gewichtsbezogen mit Stechrahmen oder -zylindern entnommen. Die Probenfläche einer Einzelprobe beträgt  $1/16 \text{ m}^2$  für die Streuschicht. Die Probe wird getrennt in L-, F- und H-Schicht (soweit vorhanden). Je nach Größe der Stechzylinder werden beim Mineralboden 2-3 Einstiche zu einer Probenfläche von etwa  $1/150$  vereinigt. Die Probe wird getrennt in 0-5 und 5-10 cm.

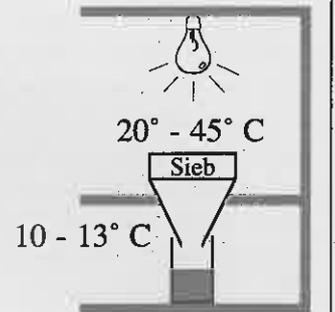
Gewichtsbezogene Sonderproben (nicht flächenbezogen) von je ca. 1/2 l werden an modernden Baumstubben, Moospolstern an Baumfüßen und in der Streu an Baumfüßen entnommen.



Probentransport in verschlossenen Plastikbeuteln.



Die Probe wird vollständig oder mindestens in 2 Aliquots von ca. 1/2 l Streu bzw. ca. 100 ml Mineralboden auf modifizierten Berlese-Tullgren-Extraktionsapparat aufgebracht. Der obere (Heiz-)Raum ist geschlossen, der untere offen und durch Raumkühlung temperiert. Als Fangflüssigkeit dient 75 %iger Alkohol.



Die Aufbewahrung der Rohproben bis zur Bearbeitung kann in dem Alkohol erfolgen. Die Bearbeitung umfaßt das Sortieren der Tiere sowie das Vorbestimmen und Zählen unter dem Stereomikroskop (10 - 40-fach). Dem Nachbestimmen der Milben unter dem Mikroskop muß eine Aufhellung der Tiere mit Milchsäure vorangehen.

### 3.2.6 Schnecken als Reaktionsindikatoren

W. D. SPANG, H. GEBHARDT, C. KERKHOFF

„Land- und Süßwassermollusken stellen wichtige Bioindikatoren dar, die geeignet sind, Veränderungen der Biotopqualitäten anzuzeigen“ (ANT 1963, S.7). Nach ARNDT et al. (1987) liegt der Indikationswert vor allem auf der zönotischen Ebene. Um Schnecken als Bioindikatoren zur Raumbewertung einsetzen zu können, ist es deshalb notwendig, möglichst detaillierte Informationen über die Gastropodenzönosen und deren Struktur an den Untersuchungsstandorten zu besitzen.

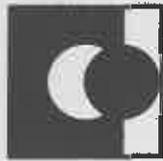
Die faunistischen Bestandsaufnahmen an den Dauerbeobachtungsflächen werden nach einem zweistufigen Erfassungskonzept durchgeführt.

Am Anfang steht die **qualitative Erfassung**. Zur möglichst vollständigen Dokumentation des an den Dauerbeobachtungsflächen vorhandenen Artenspektrums werden Aufsammlungen durchgeführt. Mikrohabitate, Versteck- und Unterschlupfmöglichkeiten (Totholz, Steine etc.) sind dabei besonders zu berücksichtigen.

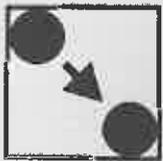
Zur **quantitativen Erfassung** werden mit Hilfe eines Metallrahmens jeweils zwei 0,25 m<sup>2</sup> große Flächen je Untersuchungsstandort abgesteckt. An der Bodenoberfläche bzw. in der Krautschicht erkennbare Gastropoden werden bereits am Standort abgesammelt. Anschließend wird die Vegetation (Kraut- und Moosschicht), die Laubstreu und der Boden bis in 10 cm Tiefe jeweils getrennt entnommen. Die Aufarbeitung der entnommenen Proben findet im Labor statt. Zum Transport werden die Proben in Kunststoffbeutel verpackt und mit Kühlelementen bei 12 °C transportiert. Die in den Pflanzen- und Streuproben enthaltenen Schnecken werden bei heller Beleuchtung, unter Verwendung einer Federstahlpinzette, ausgelesen. Die Bodenproben sind je nach Beschaffenheit mit Hilfe von Siebsätzen (Maschenweite 0,5 bis 10 mm) auszusieben oder, falls dies nicht möglich ist, einem Naßsieverfahren zu unterziehen. Dazu werden die Proben mit Wasser, dem ein Detergenz zugesetzt ist, überschichtet. Nach 24 Stunden ist es nach zwischenzeitlichem Umrühren möglich, schwimmende Schneckengehäuse abzuschöpfen. Die aufgeschlammten Bodenproben werden unter Verwendung der oben erwähnten Siebsätze unter fließendem Wasser in einzelne Korngrößenfraktionen getrennt. Die Auslese der Schnecken aus den Fraktionen erfolgt in einer flachen Schale mit Hilfe einer feinen Federstahlpinzette. Die Schnecken werden in 70 % Alkohol konserviert. Die Determination erfolgt bevorzugt anhand lebender oder frisch toter Exemplare.

Bei der Aufsammlung und Extraktion ist es wichtig, Lebend- und Totfunde (leere Gehäuse) zu trennen, da eine Charakterisierung der rezenten Gastropodenzönosen unter Einbeziehung von Totfunden unmöglich ist (unterschiedliche Verwitterungsgeschwindigkeit von Gehäusen, Verlagerung von Gehäusen etc.). Darüber hinaus kann jedoch gerade eine gesonderte Betrachtung der aus leeren Gehäusen bestehenden Thanatozönosen zusätzliche Informationen liefern (ZEISSLER 1963).

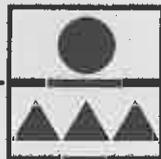
Bisherige Ergebnisse zeigen, daß sich anhand der Gastropodenfauna nicht nur unterschiedliche Waldgesellschaften, sondern auch durch Bodenversauerung in unterschiedlichem Ausmaß betroffene Standorte differenzieren lassen (LFU 1988). Durch Wiederholung der Besammlung in regelmäßigen zeitlichen Abständen ist es möglich, Entwicklungstrends aufzuzeigen, die wertvolle Hinweise für die Bewertung der untersuchten Räume liefern.



- Abstecken von jeweils zwei 0,25 m<sup>2</sup> großen Flächen mit Hilfe eines Metallrahmens
- Getrennte Entnahme von
  - (1) Vegetation (Kraut-, Moosschicht) und Laubstreu
  - (2) Boden (bis in 10 cm Tiefe)

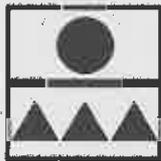


Verpacken der Proben in Kunststoffbeutel und Transport bei 10 bis 15 °C ins Labor



Extraktion aus Pflanzen- und Streuproben:

- Absammeln der Schnecken bei heller Beleuchtung mit Hilfe einer Federstahlpinzette



Extraktion aus Bodenproben:

- Überschichten mit Wasser (Zusatz von Detergenz), Dauer 24 h
- Abschöpfen der an der Oberfläche schwimmenden Gehäuse
- Aussieben des aufgeschlammten Bodenmaterials mit Hilfe von Siebsätzen unter fließendem Wasser
- Auslese der Bohnecken bei heller Beleuchtung mit Hilfe einer Federstahlpinzette



Bestimmung der Arten

### 3.2.7 Schnecken als Akkumulationsindikatoren

W. D. SPANG, H. GEBHARDT, C. KERKHOFF

Erfahrungen mit Gastropoden (Schnecken), insbesondere mit den Wegschnecken *Arion rufus* und *Arion atex*, als Akkumulationsindikatoren für Schwermetalle liegen seit Jahren vor (COUGHTREY & MARTIN 1977, MEINCKE & SCHALLER 1974). Auch zum Biomonitoring von organischen Schadstoffen werden Nacktschnecken seit langem eingesetzt (DAVIS 1968, EDWARDS & THOMPSON 1973).

Zur Rückstandsanalyse werden die drei Nacktschneckenarten *Arion rufus*, *Limax cinereoniger* und *Limax maximus* beprobt.

Die Große rote Wegschnecke *Arion rufus*, eine in ihrer Färbung sehr variable Nacktschneckenart, erreicht eine Körperlänge von 10 bis 15 cm. Sie hat eine große ökologische Valenz und eine weite geographische Verbreitung (KERNEY et al. 1983). Ihr Lebenszyklus ist einjährig (FRÖMMING 1954). Die Art wurde bereits von zahlreichen Autoren als Akkumulationsindikator für Schwermetalle benutzt (IRELAND 1982, KALINOWSKA 1984, POPHAM & D'AURIA 1980).

Der Schwarze Schnegel *Limax cinereoniger* ist ebenfalls eine große Nacktschneckenart (10 bis 20 cm Körperlänge) mit Hauptverbreitung in Wäldern (KERNEY et al. 1983). Sie kann ein Alter von mehreren Jahren erreichen (FRÖMMING 1954).

In Ergänzung zu *Arion rufus* und *Limax cinereoniger* wird der Große Schnegel *Limax maximus*, eine weitere sehr groß werdende Nacktschneckenart (10 bis 20 cm Körperlänge), in die Untersuchung einbezogen. Wie der Schwarze Schnegel kann auch *Limax maximus* ein Alter von mehreren Jahren erreichen (FRÖMMING 1954).

Zur Rückstandsanalytik werden nur adulte Exemplare der drei genannten Arten beprobt. Die Probeflächen werden dabei zunächst nach aktiven, umherkriechenden Schnecken abgesucht; unter Steinen und Totholz lassen sich inaktive Individuen finden. Die Schnecken werden mit Hilfe einer Pinzette von anhaftenden Boden- oder Streupartikeln befreit und mit Aqua bidest. abgespült. Anschließend werden sie einzeln in Glasgefäße (300 ccm) überführt. Der Transport der Tiere erfolgt bei einer Temperatur von 18 bis 20 °C. Im Labor werden die Schnecken zur Bestimmung ihres Frischgewichtes gewogen und danach durch rasche Temperaturreduktion auf -20 °C getötet. Anschließend wird der Eingeweidesack durch Sektion entfernt. Die Lagerung der Proben erfolgt bei einer Temperatur von -20 °C.

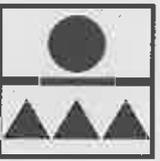
Vor Durchführung des Aufschlusses und der Analysen werden die Proben gefriergetrocknet und zur Bestimmung des Trockengewichtes erneut gewogen. Der Aufschluß zur Metallanalytik erfolgt in Quarzkolben unter Rückfluß mit HNO<sub>3</sub> supra-pur und Aqua bidest. mittels Mikrowellen. Die im Aufschluß enthaltenen Metallkonzentrationen werden mit Hilfe der Atomabsorptionsspektrometrie (AAS) qualitativ und quantitativ bestimmt. Als Bezugsgröße zur Angabe der gemessenen Konzentrationen dient das Trockengewicht. Wie die Analyseergebnisse zeigen, sind Gastropoden in besonderem Maße geeignet, die Belastungssituation ihrer Lebensräume zu beschreiben. Standorte mit unterschiedlicher, immissionsbedingter Schadstoffbelastung lassen sich deutlich differenzieren.



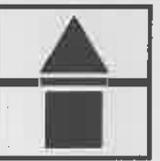
- Probenahme adulter Individuen folgender Arten:  
*Arion rufus* (LINNAEUS 1758),  
*Limax cinereoniger* WOLF 1803,  
*Limax maximus* LINNAEUS 1758
- Reinigung der Schnecken von anhaftenden Bodenpartikeln mittels feiner Pinzette, Abspülen mit Aqua bidest.



- Überführung in Glasgefäße (300 ccm), einzeln
- Transport bei 18 bis 20 °C



- Frischgewichtsbestimmung
- Töten der Schnecken durch rasche Temperaturreduktion auf - 20 °C
- Entfernen des Eingeweidesackes
- Lagerung der Proben bei - 20 °C



- Gefriertrocknen der Proben
- Trockengewichtsbestimmung
- Mikrowellenaufschluß
- qualitatives und quantitatives Bestimmen der Schwermetalle mit AAS

### 3.2.8 Fische als Reaktionsindikatoren

#### A. NESS

Die immissionsbedingte Versauerung von Gewässern verursacht tiefgreifende Veränderungen der aquatischen Ökosysteme. Die Auswirkung auf die Fischfauna äußert sich u.a. in verminderten Wachstumsraten, Skelettdeformationen, Störungen der Reproduktion bzw. dem Erlöschen ganzer Populationen (GEBHARDT et al. 1989, 1990).

Die im folgenden beschriebenen **Methoden** wurden an Bachforellenbeständen erarbeitet. In den zu untersuchenden Gewässern werden Befischungsstrecken mit einer jeweiligen Länge von 200 m ausgewählt. Bei der Auswahl ist auf eine möglichst hohe Strukturdiversität mit entsprechenden Habitaten für Fische zu achten. Die Erhebung des Fischbestandes erfolgt mittels Gleichstrom-Elektrobefischung. Bei stark gegliederten Bachstrecken kann auf eine Absperrung zu Beginn und am Ende der Befischungsstrecke verzichtet werden, da die Bachforellen durch den Elektrobefischer nicht über weite Strecken verscheucht werden und somit das Befischungsergebnis nicht verfälscht wird. Bei jeder Untersuchung werden zusätzlich abiotische Parameter wie die Gewässermorphologie und der momentane chemisch-physikalische Gewässerzustand erfaßt.

Unmittelbar nach dem Fang werden die Fische gemessen (Meßbrett) und unter Verwendung einer Präzisionswaage gewogen. Nach den im folgenden beschriebenen Verfahren werden aus den im Gelände erhobenen Daten das Altersklassenspektrum und die mittlere **Korpulenz** (Kondition) bestimmt. Die Korpulenz (FULTON 1961) berechnet sich nach der folgenden Formel:

$$K = \text{Gewicht [g]} \times 100 / \text{Länge [cm]}^3$$

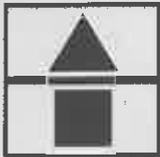
Bei einem isometrischen Wachstum der Fische ist theoretisch ein Korpulenzfaktor von 1,0 zu erwarten. Säurestress zeigt sich in vielen Fällen durch eine breite Streuung der Korpulenzfaktoren bei juvenilen Exemplaren sowie durch eine Abnahme der Korpulenzfaktoren mit zunehmender Fischlänge.

Die weitere Charakterisierung der Population erfolgt anhand graphischer **Ergebnisdarstellungen**, die einen Überblick über ökologisch relevante Verhältnis- und Verteilungsgrößen geben. Um die Kondition von Fischen zu beurteilen, wird der Korpulenzfaktor gegen die Fischlänge aufgetragen. Der daraus resultierende Faktor basiert auf der Hypothese, daß schwerere Fische gleicher Länge eine bessere Kondition haben. Werden

die Größen der Fische in Klassen mit einer Breite von jeweils 5 mm eingeteilt und trägt man diese Größenklassen gegen die Anzahl der Fische je Klasse in Form eines Säulendiagrammes auf, so entsprechen die auf diese Weise entstehenden Säulengruppen den Altersklassen der Fische. In den Diagrammen lassen sich fast immer drei Altersklassen differenzieren. Es handelt sich um den Modalwert der ersten Altersklasse (Sömmerige), den Längenwert, der die erste von der zweiten Altersklasse trennt und den Modalwert der zweiten Altersklasse (Einjährige). Diese Werte sind in der graphischen Darstellung besonders gut zu erkennen, da das Wachstum der Fische in den ersten Lebensjahren schnell und einheitlich verläuft. Die Anzahl der Fische pro Korpulenzfaktorklasse wird in ein Koordinatensystem eingetragen. Die Verteilung einer unter günstigen Bedingungen lebenden Population erzeugt eine Glockenkurve mit geringer Standardabweichung. Links- und rechtsgipflige Verteilungen und/oder eine breite Streuung zeugen von einer Störung des Populationsaufbaues.



Elektrofischung einer 200 m langen Strecke mit möglichst hoher Strukturdiversität



Messen der Fische mit einem Meßbrett und Wiegen der Fische mit einer Präzisionswaage

Berechnung des Korpulenzfaktors  $K = 100 \times \text{Gewicht}/\text{Länge}$



Korrelationsdiagramm:  
Fischgewicht in Abhängigkeit von der Fischlänge

Korrelationsdiagramm:  
Korpulenzfaktor in Abhängigkeit von der Fischlänge

Korrelationsdiagramm:  
Häufigkeitsverteilung der Fischlängenklassen

Korrelationsdiagramm:  
Häufigkeitsverteilung der Korpulenzfaktorenklassen

### 3.2.9 Fische als Akkumulationsindikatoren

#### A. NESS

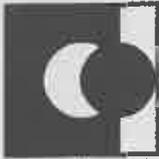
Chemisch-physikalische Meßmethoden reichen zur Beschreibung des Zustandes von Gewässern nicht aus. Einzelne Meßwerte stellen lediglich Momentaufnahmen dar, biologische Vorgänge und Wirkungen bleiben unberücksichtigt. Besonders in Fließgewässern, deren Chemismus von der Wasserführung beeinflußt wird, ist eine permanente Überwachung erforderlich. Dies ist in der Praxis aus einer Vielzahl personeller, technischer und finanzieller Gründe nicht möglich. Hinzu kommt, daß mit technischen Meßeinrichtungen lediglich abiotische Faktoren erfaßt werden, Aussagen über den Zustand der aquatischen Lebensgemeinschaften sind nur bedingt möglich (GEBHARDT et al. 1988, 1989). Organismen, die Umweltschadstoffe akkumulieren, können der qualitativen und quantitativen Überwachung von Schadstoffbelastungen dienen (ARNDT et al. 1987).

Die Bachforelle kann als Akkumulationsindikator für durch Gewässerversauerung mobilisierte Metallionen eingesetzt werden. *Salmo trutta forma fario* hat ursprünglich eine palaearktische Verbreitung. Es handelt sich dabei um eine stationäre Fischart, die ein ausgeprägtes Revierverhalten zeigt. Die Bachforelle ist eine typische Art klarer, kühler und sauerstoffreicher Fließgewässer (Forellenregion). Die **Beprobung** empfiehlt sich im zweijährigen Rhythmus. Dabei sind 5-15 Bachforellen aus den Fließgewässern zu entnehmen. Die Probenahme erfolgt durch Elektrobefischung. Bevorzugt werden fünf- bis sechssömmerige Forellen beprobt. Sie werden getötet, vermessen und gewogen.

Die Leber der Fische ist für Untersuchungen zur Anreicherung von Metallen (LFU 1987) das am besten geeignete Organ. Die **Organentnahme** wird unmittelbar vor Ort durchgeführt. Sie erfolgt unter Verwendung eines Präparierbesteckes aus Edelstahl. Um Kontaminationsquellen auszuschließen, ist darauf zu achten, daß die inneren Organe der Forellen, insbesondere der Magen-Darm-Trakt, bei der Sektion nicht verletzt werden. Die Proben dürfen ausschließlich mit dem Sektionsbesteck in Berührung kommen, nach unbeabsichtigtem Kontakt mit den Händen des Probenehmers sind die Proben zu verwerfen. Das Sektionsbesteck ist zwischen den Organentnahmen im Gelände durch Abspülen mit Aqua dest. zu reinigen. Unmittelbar nach der Entnahme der Proben werden sie einzeln in Kunststoffbeutel verpackt und gekühlt ins Labor transportiert. Die Probenlagerung erfolgt bei  $-20^{\circ}\text{C}$ .

Im Labor werden die Proben gefriergetrocknet und zur Bestimmung des Trockengewichtes gewogen. Nach

der Homogenisierung der Proben erfolgt ein Mikrowellen-Aufschluß unter der Verwendung von Salpetersäure. Die qualitative und quantitative Bestimmung der Metalle wird mit Hilfe der Atomabsorptionsspektrometrie durchgeführt. Als Bezugsgewicht zur Angabe der gemessenen Konzentrationen dient das Trockengewicht.



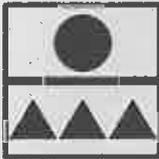
Elektrofischung, Entnahme von 5 - 15 fünf- bis sechssömmerigen Forellen



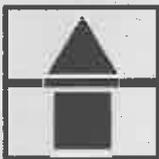
Leberentnahme vor Ort mit einem Edelstahl-Präparierbesteck unter Vermeidung von Kontamination



Transport ins Labor, gekühlt, einzeln in Kunststoffbeuteln, Lagerung bei - 20 °C



- Gefriertrocknung und Bestimmung des Trockengewichtes
- Homogenisierung, Mikrowellen-Aufschluß unter Verwendung von Salpetersäure



- Atomabsorptionsspektrometrie

### 3.2.10 Rehe als Akkumulationsindikatoren

H.-P. STRAUB & K. KREIMES

Freilebende Wildtiere integrieren die Belastungssituation eines Ökosystems über ein großes Areal. Für unterschiedliche Prüfarealgrößen kommen verschiedene Indikatorarten zum Einsatz. Für große Gebiete eignen sich Damhirsch, Rothirsch und Schwarzwild. Für mittelgroße Flächen (1 ha) ist besonders dem Rehwild, Hasen, Fasan sowie dem Rebhuhn und für Kleinbiotope dem Wildkaninchen und den Kleinsäugetern der Vorzug zu geben (HECHT 1984). Entscheidend für die Auswahl einer Wildart als Bioindikator ist das zumindest näherungsweise Übereinstimmen der Prüfarealgröße mit dem Lebensraum der als Indikator ausgewählten Tierart. Grundsätzlich müssen Wildbioindikatoren den nachstehenden Kriterien entsprechen:

- Die analytischen Befunde müssen Rückschlüsse auf die Belastungssituation des untersuchten Biotops zulassen. Bei Wildtieren kann man aufgrund der Ernährungsweise zwischen Allesfresser, Pflanzenfresser und Raubtier unterscheiden. Auf den ersten Blick erscheinen Raubtiere als geeignete Bioindikatoren, doch haben sie den Nachteil, daß sie am Ende einer Nahrungskette stehen. Ein Rückschluß auf die Belastung der Basisgruppe der Nahrungskette, bzw. der Primärproduzenten kann nur schwer erfolgen. Außerdem ist die Nahrungspalette beispielsweise des Fuchses äußerst variabel. Ähnliches gilt für Allesfresser, wie z.B. Waschbär oder Schwarzwild. Hierbei kommt das individuelle Nahrungsspezialistentum erschwerend hinzu. Für reine Pflanzenfresser gelten diese Einschränkungen nicht.

- Das Verbreitungsgebiet und die Populationsdichte des Bioindikators müssen aus Gründen der Vergleichbarkeit groß sein. Hierdurch fallen Damwild und, zumindest für die Bundesrepublik Deutschland, Rothirsch aus. Aufgrund der weiten Verbreitung und Häufigkeit des Rehwildes ist es besonders als Bioindikator geeignet.

- Der Bioindikator sollte eine flächendeckende Aussage zulassen, wodurch die Forderung der Standortstreue eingehalten werden muß. Zusammen mit den an zweiter Stelle aufgeführten Kriterien sind Rehwild und Feldhasen die geeignetsten Bioindikatoren, wobei für die Beurteilung reiner Waldökosysteme Rehe in Frage kommen. Um Rehe als Akkumulationsindikatoren einsetzen zu können, müssen ihre Organe Schwermetalle oder Pestizide anreichern. Die Bioakkumulation toxischer Schwermetalle findet in den Stoffwechselorganen Leber und Niere statt. Pestizide reichern sich vor allem im Fettgewebe an.

- Die zu untersuchenden Organe müssen leicht entnehmbar sein und dürfen zu keiner Wertminderung des Wildtierkörpers führen. Bei Rehen sind die Nieren und Leber dem geöffneten Tierkörper leicht zu entnehmen, von der Leber wird nur ein geringer Teil (Lobus caudatus) benötigt.

- Sekundärkontaminationen müssen ausgeschlossen werden. In bezug auf Bleikontaminationen muß die Lage des Schußkanals berücksichtigt werden, da die Splitterwirkung von Tötungsprojektilen größere Körperbereiche kontaminieren kann (MORETH & HECHT 1981). HECHT & HAMM (1984) konnten nachweisen, daß rings um den Schußkanal Bleisplitter (Mikro- bis Millimetergröße) anzutreffen sind. Gleiches findet man auch bei angeschossenen Organen wie Leber und Nieren.

Zur landesweiten Untersuchung der Belastung von Wildtieren mit Schwermetallen an Waldstandorten sind Rehe die geeigneten Bioindikatoren. Die nachstehende Tabelle (Tab. 12) gibt eine Zusammenstellung der Faktoren an, die die Schwermetallbelastung von Leber und Niere beeinflussen können (HECHT 1984). Bei der Probenahme sind Probenbegleitscheine auszufüllen, die nachträgliche Rückschlüsse auf diese Einflußgrößen zulassen. Als Probenteile zum Nachweis von Schwermetallen sind besonders Leber und Nieren geeignet, da in diesen Organen die genannten Schadstoffe angereichert werden. Zur praktischen Durchführung ist es sinnvoll, von routinemäßig geschossenen Tieren beide Nieren und einen definierten Teil der Leber, den Lobus caudatus zu entnehmen und bis zur Weiterverarbeitung einzufrieren.

Tab. 12: Endogene und exogene Faktoren, die die Belastung der Testorgane eines Wildtieres mit Schwermetallen beeinflussen können. (+++ starke Beeinflussung, ++ mittlere Beeinflussung, + schwache Beeinflussung (+) vermutete Beeinflussung)

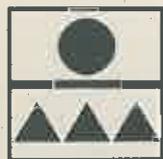
<b>Endogene Einflußgrößen</b>	
Natürliche physiologische Schwankungsbreite	+++
Alter	+++
Verteilungsinhomogenitäten in Organen	+++
Krankheiten/Parasitenbefall	(+)
Geschlecht	
- Trächtigkeit (weibl.)	(+)
- Geweihbildung (männl.)	(+)
<b>Exogene Einflußgrößen</b>	
Futterbelastung	+++
Stress	
- Anschuß/Fluchtstrecke	+
- Verkehrsunfall	(+)
Futtermangel (umweltbedingte Florenveränderung)	++
Veränderte Äsungsgewohnheiten	++
<b>Einflüsse auf die Futterbelastung</b>	
Emissionsquellen	+++
Bodenart/Ausgangsgestein	++
pH- Wert	++
Topographie	+
Großräumiges Klima	++
Feuchtigkeit des Biotops	+
Wachstumsphase der Pflanzen	+++



Bei Probenahme (i. d. R. durch Jagdberechtigte) sind Probenbegleitscheine auszufüllen. Entnahme von Nieren, Leber bzw. Lobus caudatus. Aufbewahrung in Gefrierbeuteln.



Transport der Proben, tiefgefroren.



Für die weitere Aufbereitung bei ganzen Lebern Lobus caudatus entfernen. Nieren halbieren und je 1 Hälfte zur Weiterverarbeitung. Gefriertrocknung und Mahlen der Proben, anschließend Aufschluß.



Analyse der Schwermetalle (bzw. anderer Elemente) mittels AAS bzw. ICP-AES.

### 3.3 Mikrobiologische Methoden

J. RUPP

Die Mikroorganismen spielen eine zentrale Rolle im Abbaugeschehen organischen Materials eines Standortes. Durch ihre Tätigkeit wird ein funktionierender Nährstoffkreislauf gewährleistet. Neben der Mineralisierung kommt der Mikroflora und -fauna eine große Bedeutung beim Abbau von Schadstoffverbindungen im Boden zu. Je ungünstiger die Lebensbedingungen für diese Destruenten an einem Standort sind, desto langsamer und unvollständiger verlaufen die Umwandlungs- und Zersetzungsvorgänge. Daneben haben die Mikroorganismen auch eine große Bedeutung als Nahrung und als Nahrungsaufbereiter für höher organisierte Bodenorganismen. Eine Erfassung der Leistung der Bodenmikroorganismen stellt daher eine Voraussetzung und grundlegende Hilfe für eine Standortbeurteilung dar.

Folgende Methoden und Parameter zur quantitativen Erfassung der mikrobiellen Leistung werden zur Zeit angewandt:

**Die Messung der potentiellen mikrobiellen Biomasse** (ANDERSON & DOMSCH 1978; BECK 1984) bei der die Leistung der Mikroorganismen als Sauerstoffverbrauch oder Kohlendioxidproduktion unter definierten Laborbedingungen mit Glucosezugabe ermittelt wird.

**Die Messung der mikrobiellen Basalatmung**, worunter die Messung von Sauerstoffverbrauch bzw. Kohlendioxidproduktion ohne Glucosezugabe verstanden wird.

**Die Ermittlung des metabolischen Quotienten** (ANDERSON & DOMSCH 1985, BECK 1988) als die Menge CO<sub>2</sub>, die je Einheit der ermittelten potentiellen Biomasse pro Zeiteinheit produziert wird.

**Die Messung der Aktivitäten von Enzymen**, die bestimmte Stoffwechselprozesse katalysieren; z.B. die Aktivitätsmessung von Dehydrogenase, Katalase, Saccharase, Phosphatase, Protease etc.

**Die Ermittlung des ATP-Gehalts** als Trägersubstanz des mikrobiellen Energiestoffwechsels.

**Die Messung des kontrollierten Zelluloseabbaus**, wobei die zellulolytische Mikroorganismenpopulation und damit auch im Gegensatz zur Glucoseatmung der schwerer zersetzbare Streuanteil erfaßt wird.

Von diesen Methoden zeichnet sich die Bestimmung der potentiellen Aktivität und Biomasse dadurch aus,

daß sie schnelle aussagekräftige Ergebnisse ermöglicht und sich im Vergleich zu den meisten anderen bodenbiologischen Methoden auch an einer größeren Anzahl von Standorten durchführen läßt. Neben nachgewiesenen Korrelationen zu anderen mikrobiologischen Parametern, wie Enzymaktivitäten oder mikrobiellen Energiestoffwechseln, sprechen auch signifikante positive Korrelationen zum Humus- und Gesamtstickstoffgehalt des Bodens für die Aussagekraft der Methode (BECK 1984; 1986).

### 3.3.1 Potentielle mikrobielle Biomasse

Die Methode zur Bestimmung der potentiellen mikrobiellen Biomasse beruht auf dem Prinzip, daß sich durch die Messung des Sauerstoffverbrauchs pro Zeiteinheit die Aktivität, der in einer bestimmten Menge Boden vorhandenen Mikroorganismen ermitteln läßt. Die Messung wird, unter für die Mikroorganismen optimalen Bedingungen, in einem Sapromat (Fa. Voith, Heidenheim) innerhalb eines geschlossenen Systems bei einer Temperatur von 22 °C und einer Glucosezugabe bis zur Substratsättigung durchgeführt. Bei der Messung wird die potentielle Aktivität erfaßt, die die Mikroorganismen eines Bodens nur bei optimalen Bedingungen erreichen können. Durch die Messung wird die Leistung aller stoffwechselaktiven, aeroben und glucoseverwertenden Bakterien und Pilze ermittelt, wodurch die wichtigsten und elementarsten Lebensabläufe im Boden erfaßt werden.

Die Bestimmung der potentiellen mikrobiellen Aktivität und Biomasse wird in verschiedenen Bereichen routinemäßig angewandt, z.B. bei der Erfassung der Wirkung von Pflanzenschutzmitteln, Emissionen und Umweltchemikalien auf die Mikroorganismen und bei der Charakterisierung landwirtschaftlich und forstwirtschaftlich genutzter Böden (ANDERSON et al. 1987, BECK 1984 und 1986, BEWLEY & PARKINSON 1985, FOISSNER et al. 1987, GEHLEN & SCHRÖDER 1985, KAUSS & SCHUSTER 1987, KOOP & AHRENS 1987, SCHÖNBORN 1987, WILKE 1988, ZELLES et al. 1984).

Zur **Charakterisierung der mikrobiologischen Aktivität** werden am Standort mit einem Bodenstecher (d = 3-6 cm) je 20 Einzelproben in einer Tiefe von 0-10 cm gezogen. Nach BECK (1984) repräsentieren 20 Einstiche eine Fläche von 100 m<sup>2</sup>. Die Proben werden in geschlossenen Plastikbeuteln unter Kühlung (+4 °C) transportiert. Aus den 20 Einzelproben werden jeweils Mischproben hergestellt. Bei baldiger Aufarbeitung (bis zu 14 Tagen) kann eine Lagerung bei +4 °C erfolgen. Proben, die bei -18 °C eingefroren werden, können bis zu 3 Monaten gelagert werden.

Für die Auswertung und Interpretation der mikrobiologischen Daten ist die Bestimmung zusätzlicher abiotischer Bodenparameter notwendig; die maximale Wasserkapazität (WK<sub>max</sub>) modifiziert nach SCHLICHTING und BLUME (1966), die Trockensubstanz, der pH-Wert sowie der C<sub>t</sub>- und N<sub>t</sub>-gehalt.

Die gefrorenen Proben werden ca 1-2 Tage vor der Messung stufenweise aufgetaut. Proben, die bei +4 °C gelagert werden, können direkt analysiert werden. Die

naturfeuchten Böden werden durch ein 2 mm Prüfsieb gesiebt. In einzelnen Fällen (z.B. schwere Böden) können auch Siebgrößen von 3 und 4 mm gewählt werden. Ziel des Siebens ist es, das Bodenmaterial soweit zu homogenisieren, daß sich die zugegebene Glucose gleichmäßig im Reaktionsgefäß verteilen kann. Für die Messungen werden je 2 x 100 g des gesiebten Bodens abgewogen und in spezielle Reaktionsgefäße (250 ml Glasgefäße mit Glasschliff, Zubehör zu Sapromat der Fa. Voith) gefüllt. In Einzelfällen (z.B. Auflagen) ist auch eine Verringerung der Einwaage auf 50 g möglich. Es ist jedoch zu beachten, daß nur aus vergleichbaren Volumina im Reaktionsgefäß auch vergleichbare Sauerstoffmeßergebnisse resultieren. Zur Gewährleistung der Glucosesättigung in den Bodenproben sind Vorversuche mit verschiedenen Konzentrationen durchzuführen. Für Ackerböden empfiehlt BECK (1984) 0,44 g Glucose (MERCK) auf 100 g gesiebten, naturfeuchten Boden. Zur Gewährleistung optimaler Bedingungen schreibt er ebenfalls eine Einstellung der Bodenfeuchte auf 40-60 % der maximalen Wasserkapazität vor. Nach Zugabe der Glucose ist diese gründlich mit dem Boden zu vermischen. Die vorbereiteten Proben werden bei 22 °C zunächst 1/2 h im Wasserbad bei geöffnetem System akklimatisiert. Vor der eigentlichen Messung erfolgt bei geschlossenem Reaktionssystem ein Vorlauf von einer Stunde, um gleiche Bedingungen für alle Proben zu gewährleisten. Nach weiteren 4 h ist der Meßvorgang abgeschlossen.

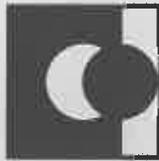
Aus einer von ANDERSON & DOMSCH (1978) in zahlreichen Experimenten ermittelten Formel läßt sich aus dem Sauerstoffverbrauch der mikrobiell gebundene Kohlenstoff (definiert als mikrobielle Biomasse) errechnen:

$$\frac{\text{mg O}_2}{\text{h}} \times 28 \frac{100}{\text{TS}} = \frac{\text{mg C}}{100 \text{ g TS}} \quad \text{(Potentielle mikrobielle Biomasse)}$$

28 = Biomassenkonstante nach ANDERSON & DOMSCH (1978)

TS = Trockensubstanz der Bodenprobe in %

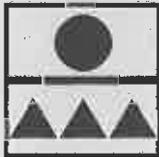
mg O<sub>2</sub>/h = der am Steuergerät des Sapromats abgelesene Sauerstoffverbrauch pro Stunde



Auf 100 m<sup>2</sup> 20 Einstiche (0 - 10 cm)  
mit aufklappbarem Bodenstecher

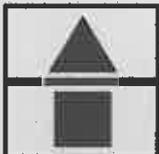


- Transport ins Labor
- Aus 20 Einzelproben eine Mischprobe erstellen
- Aufbewahrung bis zu 14 Tagen bei 4° C oder bis zu 90 Tagen bei - 18° C



Vorbereitung:

- Boden sieben und Trockengewicht bestimmen
- Je 100 g des Bodens in zwei Reaktionsgefäße geben
- Bodenfeuchte auf 40 - 60 % der maximalen Wasserkapazität einstellen
- Ermittelte Glucosemenge zugeben



- Zur Messung im Sapromat die Proben im Wasserbad bei 22° C bei geöffnetem System 30 min. akklimatisieren.
- Nach 1 Stunde Vorlauf im geschlossenen System 4 Stunden messen

### 3.4 Abiotische Methoden im Rahmen von Wirkungserhebungen

Bei der Bioindikation im Rahmen des passiven Monitorings steht das ökologische Verhalten der Organismen im Vordergrund. Die abiotischen Standortbedingungen und Konkurrenzfaktoren prägen die Synökologie des Systems. Im terrestrischen Ökosystem bestimmen das Klima und der Boden die Zusammensetzung der Biozönose. Im aquatischen Ökosystem sind es Gewässerchemismus, -temperatur und -morphologie.

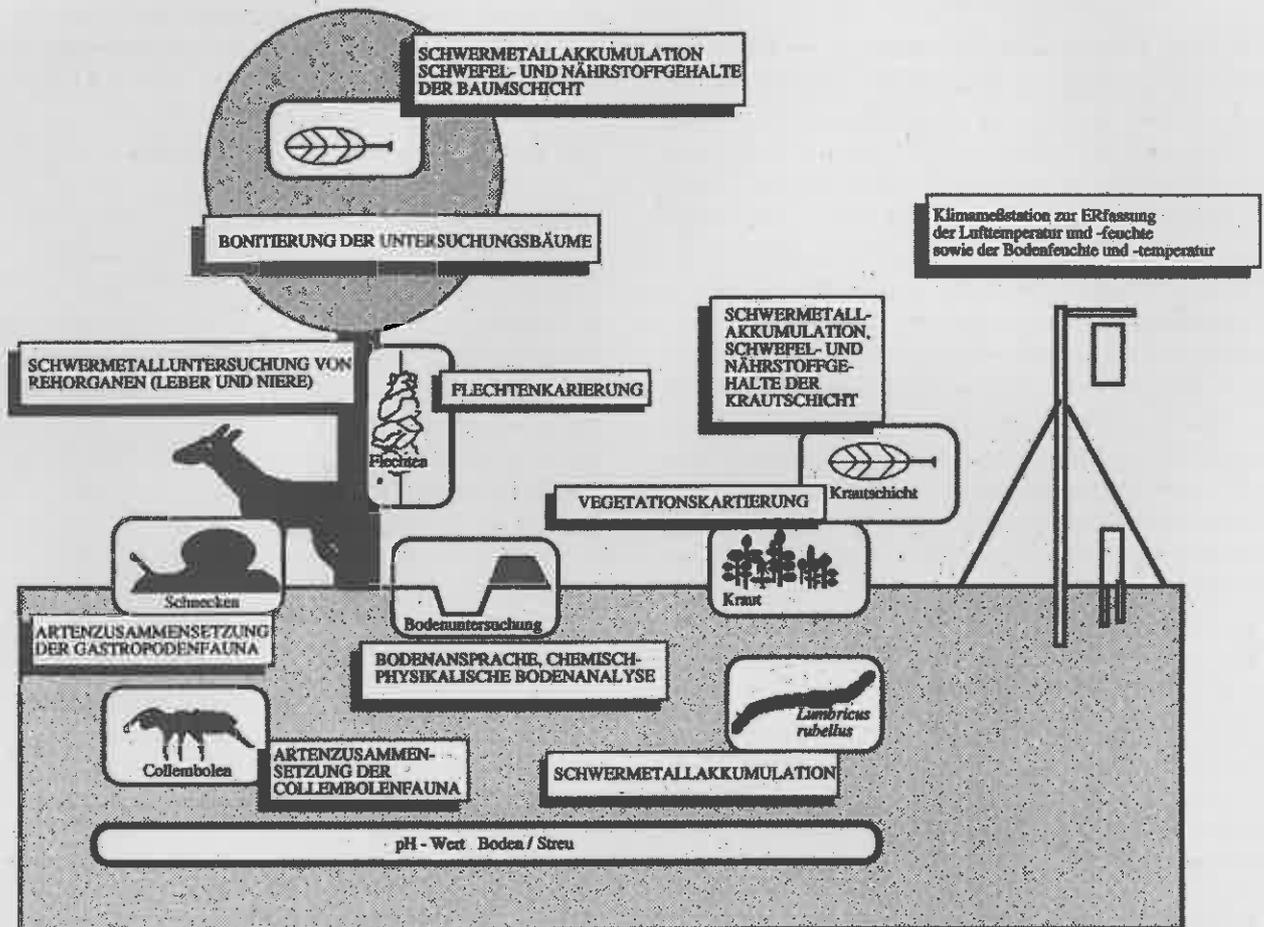
Werden die Vitalität, Abundanz und Dominanz von Organismen im Ökosystem bewertet und der Schadstoffeintrag an diesen Größen gemessen, so ist es notwendig die ökologische Amplitude der Arten zu kennen und natürliche Streßfaktoren von anthropogen bedingten Schadstoffeinwirkungen zu unterscheiden. Dazu müssen die Daten zum **Großklima** gesichtet und speziell in Waldbeständen, wenn möglich, durch Bestandsklimadaten ergänzt werden. Die Großklimadaten sind vom Deutschen Wetterdienst in Offenbach zu erfragen, der ein dichtes Netz von Klimameßstationen in der ganz Deutschland betreibt. Meso- bzw. mikroklimatische Messungen sind mit selbst installier-

ten Stationen durchzuführen (Kap. 3.4.2). Die **Bodenuntersuchungen** müssen primär die ökologisch wichtigen Parameter berücksichtigen. Die geogenen Elementgehalte sind von Stoffeinträgen zu unterscheiden. Analyseverfahren für Nährelemente sollen die Aufnahme- und Aufschlußmethoden der Pflanzen berücksichtigen. Die Schwermetallanalytik muß den von Bodenfauna und Pflanzen akkumulierbaren Anteil an Elementgehalten aufzeigen.

Abb. 13: Schürfgrube für Bodenprobenahme und Profilsprache.



Abb. 14: Untersuchungsparameter an den Wald-Dauerbeobachtungsflächen des ökologischen Wirkungskatasters.



### 3.4.1 Bodenansprache und Probenahme

R. UMLAUFF-ZIMMERMANN

Bei Bodenuntersuchungen im Rahmen von Wirkungserhebungen haben sich folgende Methoden bewährt. Im Gelände werden am Untersuchungsort mit dem Bohrstock durchschnittlich 10 Bodenprofile erbohrt, um damit eine repräsentative Stelle für die Anlage eines **Bodeneinschlag** (ca. 100 cm Breite; 100 bis 200 cm Länge; 150 cm max. Tiefe) zu finden. An der Stirnwand der Grube kann danach die Bodenansprache (= **Feldaufnahme**) nach vorgegebenen Schlüsseln vorgenommen werden. Beim Ökologischen Wirkungskataster sind dies die Schlüssel des GEOLOGISCHES LANDESAMTES BADEN-WÜRTTEMBERG (Hrsg.) (1988, Datenschlüssel Bodenkunde.- Begriffssammlung zum Formblatt „Aufnahme von Bodenprofilen in Baden-Württemberg“.- Fassung vom 1.3.1988, 35 S., Freiburg; unveröffentlicht) und die von SCHLICHTING E. & H.P. BLUME (1966, Bodenkundliches Praktikum.- 209 S., Hamburg, Berlin). Weitere gute Erhebungsschlüssel finden sich bei dem ARBEITSKREIS FÜR STANDORTSKARTIERUNG IN DER ARBEITSGEMEINSCHAFT FORSTEINRICHTUNG (Hrsg.) (1980, Forstliche Standortaufnahme,- 4. Aufl., 169 S., Münster-Hiltrup) und in der Kartieranleitung der ARBEITSGEMEINSCHAFT BODENKUNDE (1971, 2. Aufl., 169 S., Hannover). Prinzipielle Hinweise zu bodenkundlichen Untersuchungen sind bei SCHEFFER & SCHACHTSCHA-BEL (1982, Lehrbuch der Bodenkunde.- 11. Aufl., 394 S., Stuttgart) nachzuschlagen.

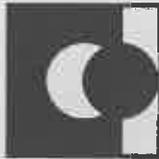
Für die **chemischen Analysen** sollte eine horizontweise **Entnahme von Schüttproben** (1 kg) oder **Zechzylinderproben** an der Stirnwand der Grube erfolgen. Ist der Horizont mächtiger als 50 cm sind 2 Proben in verschiedenen Höhen abzugraben. Die Proben werden mit einer Kelle aus der Stirnwand des Bodeneinschlags herausgestochen und in PVC-Beuteln in Kühlboxen aufbewahrt. Sie sollten spätestens 2 Stunden nach der Beprobung in einem Kühlschrank untergebracht werden. Die Humusproben (1 l) müssen aus dem an die Stirnwand angrenzenden Bodenbereich stammen. Eine Probenentnahme fraktioniert nach  $O_1 - O_f - O_h$  ist nur in wenigen Fällen möglich. Nach der Gewichtsbestimmung der Proben im Labor werden diese bei 105 °C im Trockenschrank bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Die weitere Aufbewahrung soll in Papiertüten erfolgen.

Für die Bestimmung der potentiellen mikrobiellen Biomasse sind Stechzylinderproben aus den oberen 10 cm des Solums zu entnehmen.

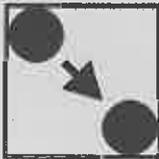
Aufschlußmethoden und Analyseverfahren sind bei den zuständigen Landwirtschaftlichen- oder Forstwirtschaftlichen Untersuchungsanstalten bzw. bei der Fachabteilung der Landesanstalt für Umweltschutz zu erfragen.

Tab. 13: Liste der erhobenen Bodenparameter

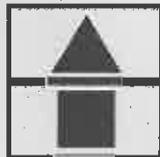
Gesamt-Profilansprache	F=Feldaufnahmen
Stratigraphie	F
Petrographie	F
Relief/Wasser	F
Gründigkeit	F
Wasser- u. Lufthaushalt	F
Stickstoffhaushalt	F
Austauschkapazität	F
Bodengenetische Einheit	F
Humusform	F
Substratprofiltyp	F
Horizontansprache	F=Feldaufn. L=Labor.
Horizont-Farbe	F
Horizont-Ansprache	F
Horizont-Begrenzung (Form)	F
Horizont-Bodenart	F
Horizont-Skelettform	F
Horizont-Skelettanteil (-/Gew.%)	F/L
Horizont-Humusgehalt	F
Horizont-Karbonatgehalt	F
Horizont-Fe/Mn-Färbung	F
Horizont-Fe/Mn-Flächenanteile	F
Horizont-Fe/Mn-Verteilung	F
Horizont-Fe/Mn-Größenangaben	F
Horizont-Durchwurzelungs-Intensität	F
Horizont-Durchwurzelung-Verteilungsform	F
Horizont-Feuchte	F
Horizont-Bodengefüge	F
Horizont-Hohlräume	F
Horizont-Effektive Lagerungsdichte	F
Horizont-pH-Werte	L
Horizont-Organ. Substanz (Gew. %)	L
Horizont-Wassergehalt (Gew.%)	L
Pufferbereiche (mmol H+/kg Boden * Delta pH)	L
Horizonte-Mineralboden-Effekt.	
Austauschkap. für Na, K, Mg, Ca (mval/kg)	L
C/N und C/P-Verhältnisse (mg/kg)	L
Mobiler Schwermetallgehalt (mg/kg)	L



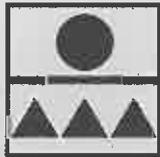
- Vorsondierung anhand von 10 Bohrstockeinschlägen
- An geeigneter Stelle Anlage der Profilgrube
- Entnahme von Schütt- oder Stechzylinderproben
- Feldansprache ausgewählter Bodenparameter



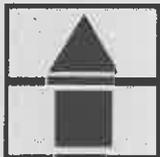
Probentransport in Plastiktüten und dann in Kühlboxen



Untersuchungen an Frischproben: Frischgewichtsbestimmung, pH-Wert, Wasserkapazität.



- Trocknen bei 105° C bis zur Gewichtskonstanz
- Fraktionieren der Proben durch Siebung in Skelettanteil und Feinerde ( $\varnothing \leq 2 \text{ mm}$ )
- Mahlen der Feinerde



Analysen (vgl. Tab. 13)

### 3.4.2 Mikroklimatische Untersuchungen

T. MAYER & K. KREIMES

Das Erfassen abiotischer Faktoren eines Ökosystems ist zur Beschreibung des Systems und zur Erkennung von Veränderungen eine Grundvoraussetzung. Dabei sind die Faktoren gezielt zu erfassen, deren Ausprägung einen hohen Einfluß auf das Gesamtsystem besitzen. Wichtige abiotische Faktoren sind Temperatur, Feuchte, Sonneneinstrahlung, Niederschlag, Bodenchemie und Immissionsbelastung. Um Klimamessungen an einer großen Zahl von Dauerbeobachtungsflächen durchführen zu können, ist es notwendig, Meßeinrichtungen zu verwenden, die den nachstehenden Kriterien entsprechen:

- netzunabhängiger Betrieb
- geringer zeitlicher Aufwand für Wartung und Datenübernahme
- Bedienung und Wartung durch nicht besonders geschultes Personal
- geringer Aufwand zur Eichung der Meßsensoren

Als **Meßparameter** dürfen nur Parameter verwendet werden, deren Betreiben ohne geringe Wartungsintervalle möglich ist. Als geeignet erwiesen sich die Bodenfeuchte, Bodentemperatur, Luftfeuchte und die Lufttemperatur. Parameter wie z.B. Sonneneinstrahlung, Windgeschwindigkeit oder die Niederschlagsmenge sind über einen längeren Zeitraum nicht meßbar, da die Meßwertaufnehmer unter ungünstigen Bedingungen sehr schnell verschmutzen bzw. störanfällig sind. Die Daten werden mittels elektronischer Speichermedien, die eine hohe Flexibilität hinsichtlich des einzustellenden Meßprogramms aufweisen, aufgezeichnet. Um den Aufwand der Datenübernahme gering zu halten, müssen die elektronischen Datenspeicher eine möglichst hohe Speicherkapazität aufweisen. Die zum Einsatz kommende Software sollte eine Portabilität der Daten in Auswertungsprogramme verschiedener Betriebssysteme ermöglichen. Das Meßprogramm muß über die Software definiert werden können. Das gesamte Meßsystem sollte modular aufgebaut sein, damit es den unterschiedlichsten Geländegegebenheiten angepaßt werden kann (Abb. 10).

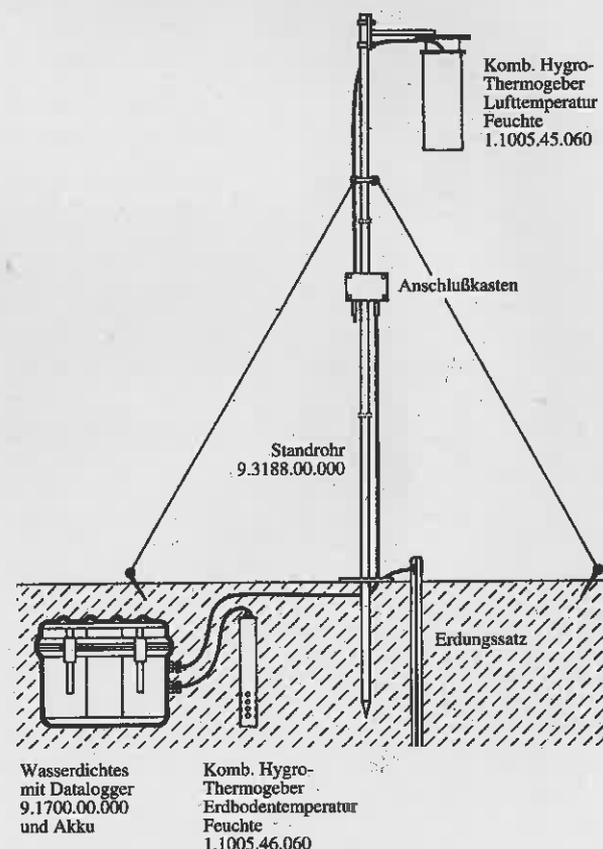
Die **Bodenfeuchte** sollte nach Möglichkeit mit einem wartungsfreien Meßwertaufnehmer, der im Gegensatz zu den Gybson Blocks auch im Winter betrieben werden kann, registriert werden. Die Installation sollte in je zwei Parallelen in 10 cm und 50 cm Tiefe erfolgen. Die **Bodentemperatur** wird ebenfalls in zwei Parallelen, in der gleichen Anordnung wie die Bodenfeuchte, erhoben. Die **Luftfeuchtemessung** ist auch mit zwei

parallelen Meßfühlern und einer Positionierung an der Bodenoberfläche und in 1 m über dem Boden durchzuführen. Bei der **Lufttemperatur** sind ebenso zwei parallele Fühler in gleicher Höhe wie bei der Luftfeuchte anzubringen.

Für die Stromversorgung müssen wahlweise mehrere Stromversorgungsmöglichkeiten zur Verfügung stehen. Wiederaufladbare Akkumulatoren mit unterschiedlichen Stärken, Solarstrom oder auch normaler Netzstrom können zum Betreiben der Meßstationen verwendet werden.

Die Ausführungen sind sicherlich nicht vollständig, da in dem vorliegenden Buch nur die Erfahrungen des Ökologischen Wirkungskatasters zu grunde gelegt werden. Andere Fragestellungen bedingen sicher eine andere Systemkonfiguration.

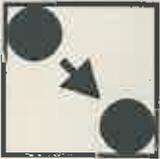
Abb. 15: Meßsystem zur Erfassung des Bestandsklimas auf einer Walddauerbeobachtungsfläche (Abb. aus Gebrauchsanleitung der Firma Thies (Clima) Bl. 1, 1991)



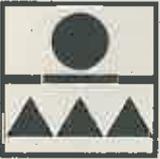


Kontinuierliche Messung von Bodenfeuchte, Bodentemperatur, Luftfeuchte, und Lufttemperatur. Datensammler und Akku werden im wasserfesten Gehäuse untergebracht.

1 x pro Jahr Auslesen der Daten mit RAM-CARD. Akkuwechsel.



Tagesmittelwerte, Maximal- und Minimalwerte werden gespeichert.



Daten werden ausgelesen und in ökologische Datenbank übernommen.

## 4. Labormethoden

K. HÖPKER & T. T. DAO TRONG

Die im folgenden vorgestellten Labormethoden wurden seit 1984 im Rahmen des Ökologischen Wirkungskatasters erprobt. Sie entwickelten sich z.T. aus allgemein zugänglichen Vorschriften (z.B. VDI-Richtlinien, Deutsche Einheitsverfahren usw.) und wurden aufgrund der speziellen Anforderungen des sehr unterschiedlichen Probenmaterials verändert und weiterentwickelt. Die aufgeführten Methodenbeschreibungen erheben nicht den Anspruch eines genauen „Kochrezeptes“ für das Labor, sondern sie sollen einen Einblick in die grundlegende Vorgangsweise des chemischen Aufschlusses und der Analytik verschiedener Umweltproben des Wirkungskatasters geben.

Während es für die Bestimmung von anorganischen Schadstoffen in Bioindikatoren zum Teil langjährige methodische Erfahrungen gibt, liegen für organische Verbindungen bzw. Schadstoffe nur wenig Erfahrungen im Wirkungskataster vor, so daß auf diesen Bereich nicht eingegangen werden kann.

Besonders wichtig ist die Überprüfung der Methoden durch **Ringversuche** mit anderen Laboratorien, sowie der Einsatz von zertifiziertem **Standard-Referenzmaterial** zur Methodvalidierung. Leider gibt es derzeit noch nicht für alle, bei Umweltuntersuchungen eingesetzten **Akkumulationsindikatoren** entsprechendes Referenzmaterial. Aus diesem Grunde wurde für das Ökologische Wirkungskataster Referenzmaterial beispielsweise für Wiesenaufwuchs, Buchenblätter, Fichtennadeln und Regenwürmer hergestellt. Ein Teil dieser Referenzmaterialien konnte in Ringversuchen bereits validiert werden und diente als Grundlage zur Überprüfung der eingesetzten Methoden. Ein weiterer Vorteil der Referenzmaterialien ist die Möglichkeit der Überprüfung der Analytik externer Laboratorien der Privatwirtschaft, die Auftragsanalytik leisten.

### 4.1 Probenvorbereitung

Anfallende Pflanzen-, Tier-, Boden- und Wasserproben werden nach Eingang in das Labor speziellen Probevorbereitungen unterzogen, die im folgenden zusammengestellt sind.

#### 4.1.1 Pflanzliche Proben

##### Gras, Fichtennadeln, Blattproben, Laubstreu

- Trocknen bei 105 °C im Trockenschrank bis zur Gewichtskonstanz
- Mahlen in einer Scheibenschwingmühle (Fa. Herzog) oder Planetenmühle (Fa. Fritsch) mit Wolfram-Carbid-Mahlgarnitur. Gegebenenfalls

muß das Material vorher gehäckselt werden (Gras, Blattproben).

Aufbewahrung in PE-Flaschen bis zur Analyse.

#### 4.1.2 Tierische Proben

##### Rehnieren, Rehleber

- Enthäuten, klein schneiden.
- Säubern in Aqua bidest.
- Tiefgefrieren (-20 °C), anschließend gefrier-trocknen (Fa. Christ) bis zur Gewichtskonstanz (ca. 3-4 Tage je nach Gewicht)
- Mahlen in einer Planetenmühle mit Wolfram-Carbid-Mahlgarnitur, anschließend in PE-Flaschen bis zur Analyse aufbewahren.

##### Regenwürmer (Lumbriciden)

- Säubern in Aqua bidest.
- Entkoten über feuchtem Fließpapier mit täglichen Papierwechseln, Dauer: ca. 5-7 Tage bei 8 °C
- Frischgewichtsbestimmung
- Tiefgefrieren (-20 °C), anschließend Gefrier-trocknen (ca. 30 h)
- Mahlen in einer Planetenmühle mit Wolfram-Carbid-Garnitur, anschließend in PE-Flaschen bis zur Analyse aufbewahren.

##### Schnecken (Gastropoden)

- Säubern in Aqua bidest.
- Ausnehmen der Innereien
- Tiefgefrieren (-20 °C), anschließend gefrier-trocknen (ca. 3 Tage)

##### Fischorgane (Leber, Kiemen, Eier, Muskel, Hoden, Gehirne)

- Nach der Elektrobefischung werden vor Ort die Länge und das Gewicht der Fische bestimmt; ausgesuchte Fische werden präpariert; die Organe werden in Aqua bidest. gewaschen, einzeln in PE-Tüten verpackt und tiefgefroren
- Getrietrocknen (ca 30 h)

#### 4.1.3 Bodenproben

- Bestimmung des Feuchtgewichtes
- Trocknen bei 105 °C bis zur Gewichtskonstanz
- Bestimmung des Trockengewichtes
- Sieben durch ein 2 mm Sieb
- Mahlen der gesiebten Probe in einer Planetenmühle mit Wolfram-Carbid-Mahlgarnitur Aufbewahrung der Proben in PE-Flaschen für die Elementanalyse.

#### 4.1.4 Fließgewässerproben

- Bestimmung von pH-Wert und Chloridgehalt (Feld-Elektrode) bei Probennahme

- Lagerung in PE-Flaschen bei 4 °C bis zur Messung am nächsten Tag, filtrieren durch Mikrofilter (Cellulose Nitrat 0,45 µm) für die spektral-photometrische Analyse
- Ansäuern der filtrierten Wasserprobe mit HNO<sub>3</sub> bei der Probennahme; Aufbewahrung der Proben in mit HNO<sub>3</sub> gereinigten PE-Flaschen bei 10 °C bis zur Messung der Elemente mittels AAS oder ICP.

## 4.2 Analysen

Die Analyse ist abhängig von der zu analysierenden Probenanzahl, der zur Verfügung stehenden Probenmenge und vor allem von den Konzentrationen. Es stehen verschiedene Aufschluß- und Meßmethoden zur Auswahl. Grundsätzlich sollten für den Aufschluß nur Chemikalien der Qualität „supra-pur“ sowie Quarzgefäße verwendet werden. Dies ist besonders wichtig, wenn die Konzentration der Elemente im Spurenbereich liegt.

### 4.2.1 Schwefel

#### Schwefel in Pflanzenproben

HÖPKER & DAO TRONG

- Feststoffanalyse: Verbrennung von Festproben in Sauerstoffatmosphäre bei 1200 °C, anschließend Messung des entstandenen SO<sub>2</sub>-Gases mittels IR-Absorption (Leco SC132),
- ICP-AES: Naßaufschluß mit HNO<sub>3</sub> bei 200 °C; 5 h Aufschlußzeit (VAO – Automat); anschließend Messung mit ICP-AES bei 182,037 nm.

**Schwefel in Bodenproben:** Feststoffanalyse w.o.

**Schwefel in Gewässerproben:** ICP-AES mit Stickstoffspülung bei 182,037 nm.

Nachweisgrenze liegt bei 2 mg/l.

### 4.2.2 Fluorid

#### Fluorid in Pflanzenproben (VDI – Richtlinien 3795, Blatt 2)

- Veraschung von ca 1 g Probe im Nickeltiegel im mit Nickel ausgekleideten Muffelofen 12 h bei 500 °C; Asche mit NaOH aufschmelzen, in HCl- und Citratlösung lösen; Einstellung des pH-Wertes auf 6,2.
- Messung der Lösung mit Fluorid-sensitiver Elektrode (Fa. Orion). Bei sehr geringem Fluoridgehalt empfiehlt sich das Additionsverfahren mit Hilfe einer automatischen Dosierung (Orion 760).

### 4.2.3 Metall- und Nährelementanalyse

#### Pflanzenproben

- Vorreaktion ca. 0,5 g Probe mit HNO<sub>3</sub>-Aufschlußlösung über Nacht bei Raumtemperatur;

offener Aufschluß unter Rückfluß bei 200 °C, 5 h in VAO-Automat.

- oder: ca. 1 h Vorreaktion von ca 200-400 mg Probe mit HNO<sub>3</sub>- Aufschlußlösung bei Raumtemperatur, anschließend Aufschluß in Mikrowellenapparatur (offener oder geschlossener Druckaufschluß), ca. 30 min. Aufschlußzeit.
- oder: Druckaufschluß mit HNO<sub>3</sub> bei 150 °C, ca. 1 h Aufschlußzeit.
- Aufbewahrung der Aufschlußlösung in PE-Flaschen bei ca. 10 °C bis zur Messung.

#### Tierproben

- Vorreaktion ca. 2 g Probe mit HNO<sub>3</sub> -Aufschlußlösung über Nacht bei Raumtemperatur, offener Aufschluß unter Rückfluß bei 150 °C, 5 h in VAO- Automat.
- oder: ca 1 h Vorreaktion von ca. 200-400 mg Probe mit HNO<sub>3</sub>- Aufschlußlösung bei Raumtemperatur, anschließend Aufschluß in Mikrowellenapparatur (offener oder geschlossener Druckaufschluß), ca. 30 min. Aufschlußzeit.
- oder: Druckaufschluß mit HNO<sub>3</sub> bei 150 °C, ca 1 h Aufschlußzeit.
- Aufbewahrung der Aufschlußlösung in PE-Flaschen bei ca. 10 °C bis zur Messung.

#### Messungen von Metall- und Nährelementen

Je nach Konzentration des zu bestimmenden Elementes werden die Aufschlußlösungen und die Gewässerproben entweder mit dem Flammen-AAS, Graphitrohr-AAS, Graphitrohr- AAS mit Zeemann Effekt, oder mit ICP-AES bzw. ICP-MS gemessen.

Im Rahmen des Ökologischen Wirkungskatasters wurden folgende Elemente mit den angegebenen Verfahren gemessen:

Pb, Cd, Cu, Al, Ni: Zeemann – AAS, (ICP – MS)

Zn, K: Flammen – AAS, ICP – AES, ICP – MS

Zn, Al, Mn, Mg, Ca, Fe, P, Na, K : ICP – AES

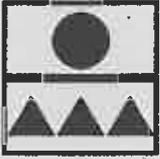
K, Na, NO<sub>3</sub>, NH<sub>4</sub>: Ionenchromatographie

Tab. 14: Typische Elementgehalte in den beim Ökologischen Wirkungskataster untersuchten Proben im Untersuchungszeitraum 1985 – 1992.

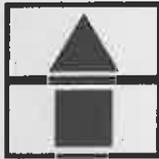
Probenart	As	Ca	Cd	Cu	Cr	Fe	K	Mg	Mn	N	Ni	Pb	S	Ti	V	Zn
<b>Alle Angaben in mg/kg Trockensubstanz</b>																
<b>Moose</b>																
Mittelwert	0,54	-	0,39	10,46	1,81	600	-	-	-	-	3,52	17,00	-	10,27	3,27	60
Standardabw.	0,93	-	0,11	3,58	0,73	342	-	-	-	-	2,12	8,34	-	5,01	2,17	25
Minimum	0,10	-	0,21	4,49	0,82	245	-	-	-	-	0,92	9,08	-	2,90	1,04	30
Maximum	5,37	-	0,68	21,10	3,96	1977	-	-	-	-	11,60	51,00	-	24,20	12,00	142
Anzahl	59	-	59	59	59	59	-	-	-	-	59	59	-	59	59	59
<b>Buchenblätter</b>																
Mittelwert	-	10504	0,1	-	-	-	7960	1792	857	22508	-	2,0	1665	-	-	29
Standardabw.	-	3543	0,08	-	-	-	1789	665	830	2018	-	0,93	195	-	-	7
Minimum	-	2943	0,0	-	-	-	3900	585	18	18000	-	0,5	1060	-	-	17
Maximum	-	23550	0,5	-	-	-	12550	4250	4179	27000	-	5,6	2331	-	-	63
Anzahl	-	129	181	-	-	-	129	181	181	77	-	181	181	-	-	181
<b>Klonfichten</b>																
Mittelwert	-	10520	0,11	4	-	-	9898	1101	475	-	-	0,96	1846	-	-	53
Standardabw.	-	2806	0,08	1,22	-	-	2664	355	581	-	-	0,71	389	-	-	20
Minimum	-	2000	0,02	2	-	-	4000	600	32	-	-	0,20	1117	-	-	14
Maximum	-	21000	0,42	8	-	-	20898	2901	2303	-	-	4,55	3910	-	-	110
Anzahl	-	119	119	59	-	-	119	119	119	-	-	119	119	-	-	119



Pflanzen: Gras, Nadel, Blattprobe

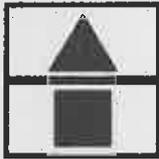


Laboreingang → Trocknen bei 105° C → mahlen



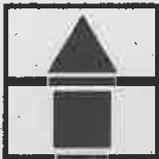
S-Bestimmung:

- Feststoffanalyse
- HNO<sub>3</sub>-Aufschluß, ICP-AES



Fluorid:

Veraschen 500° C → NaOH Aufschluß → Messen: F-Elektrode



Metalle:

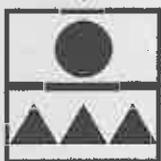
HNO<sub>3</sub>-Aufschluß: offener Aufschluß, Mikrowellen-Aufschluß,  
Druck-Aufschluß

→ Messen:

- Pb, Cd, Cu, Al: FI-AAS, GF-AAS
- Mg, Mn, Ca, K, Na, Zn, Al, S: ICP-AES



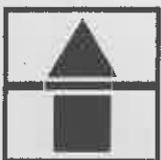
Tier: Rehleber, Niere, Regenwürmer, Fisch, Schnecken



Gefriertrocknung und mahlen

→ HNO<sub>3</sub>-Aufschluß:

- offener Aufschluß
- Mikrowellenaufschluß
- Druck Aufschluß

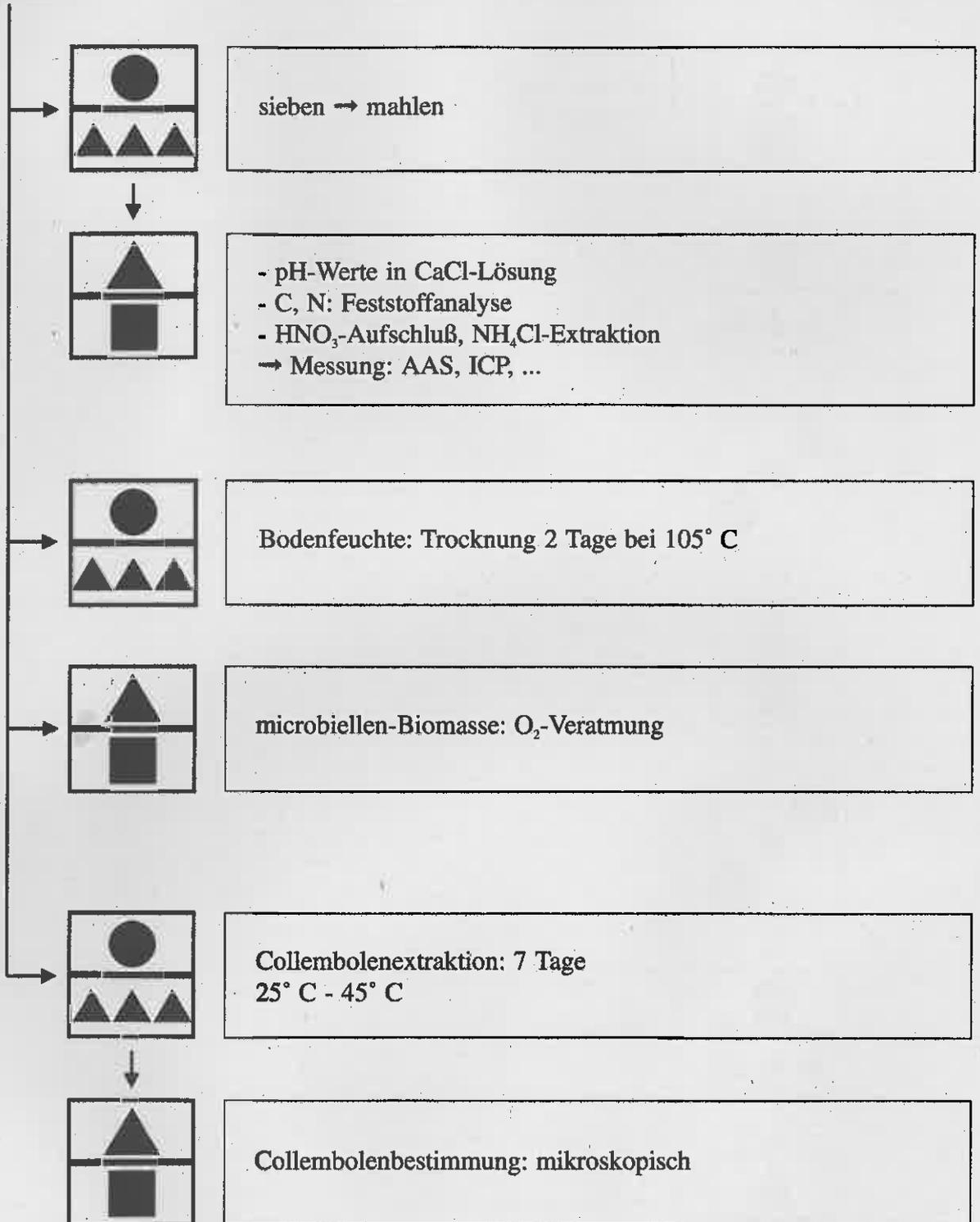


Messen:

- Pb, Cd, Cu, Al: FI-AAS, GF-AAS
- Mg, Mn, Ca, K, Na, Zn, Al, S: ICP-AES

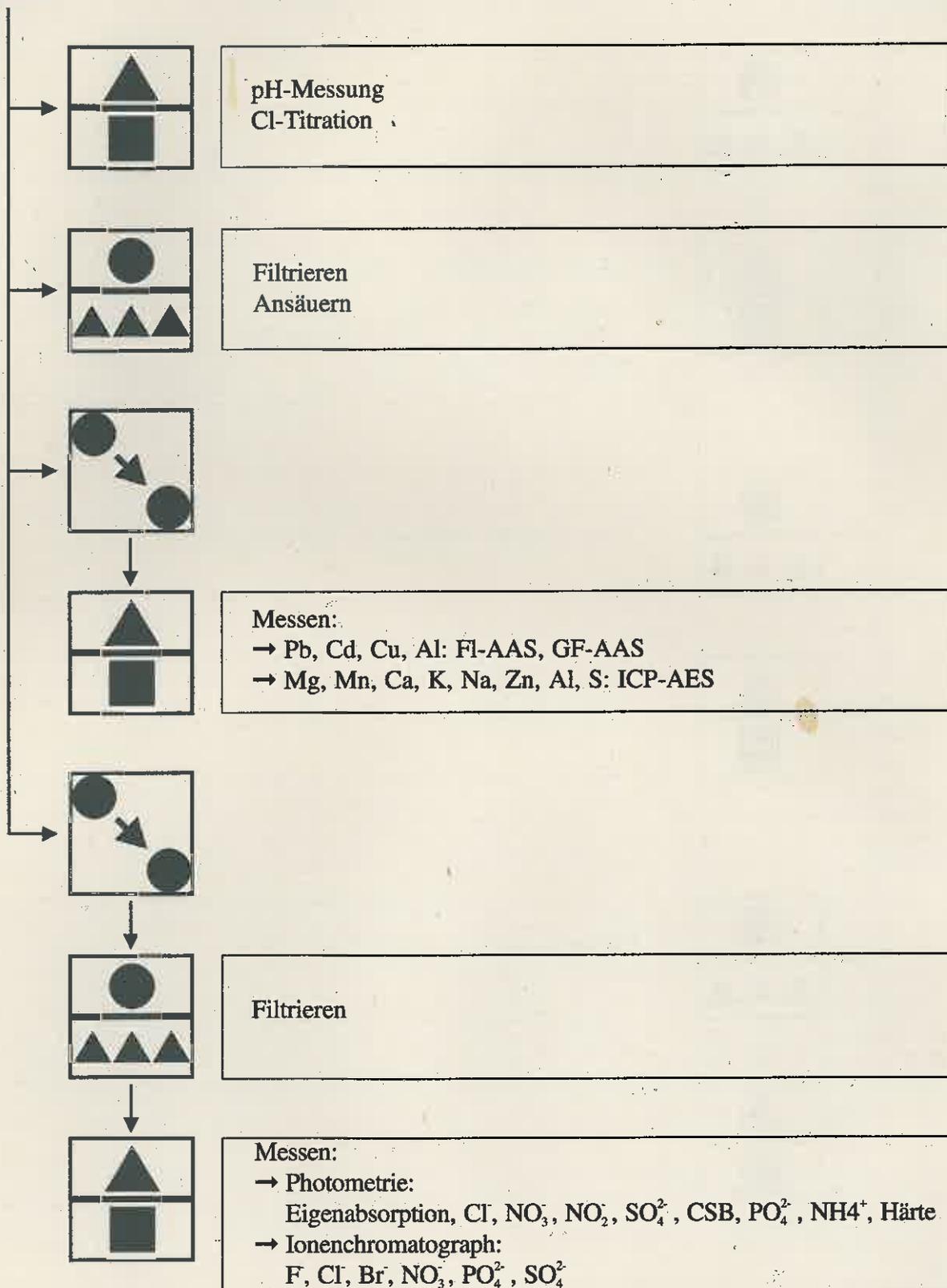


## Bodenproben





## Wasserprobe



## 5. Zukünftige Entwicklung

Täglich gelangen neue Chemikalien in die Kreisläufe unserer Umwelt. Viele dieser Stoffe erweisen sich früher oder später als Schadkomponenten für die Ökosysteme. Besonders in Kombination mit anderen chemischen Stoffen sind sie in der Lage, Ökosysteme schleichend zu schädigen, sie also chronisch zu belasten. Zur Erfassung und Bewertung dieser komplexen Schädigungsverläufe steht nach derzeitigem Wissensstand nur die Bioindikatoren zur Verfügung. Eine Vielzahl von Kontrollsystemen, besonders im Abwasserbereich der chemischen Großindustrie, basiert heute bereits überwiegend auf dem Einsatz dieser biologischen Verfahren (Biotests). Die Tendenz ist zunehmend.

Die Bioindikation verfügt gegenwärtig über eine große Anzahl von ausgereiften Verfahren für die praktische Anwendung. Auffallend ist das eindeutige Schwergewicht im botanischen Bereich. Es besteht ein erheblicher Forschungsbedarf zur Erarbeitung von Richtlinien für zoologische Bioindikationsmethoden. Diese Forderung gilt gleichermaßen für den Bereich der landesweiten Untersuchungen wie auch für regionale Wirkungsmeßnetze. Zoologische Verfahren haben unter dem Aspekt der Nahrungskettenproblematik einen besonderen Stellenwert. Sie sind für synökologische Untersuchungsansätze im passiven Monitoring unentbehrlich.

Die zoologischen Bioindikationsverfahren sind ausschließlich im passiven Monitoring einsetzbar. Dies ist mit ein Grund für die in letzter Zeit zunehmende Bedeutung der passiven Verfahren gegenüber dem aktiven Monitoring. Künftig wird bei allen Untersuchungsansätzen das passive Monitoring eindeutig den Schwerpunkt bilden. Gefordert werden vermehrt Informationen zur Hintergrund- bzw. chronischen Belastung von ganzen Ökosystemen sowie Prognosen zu deren Entwicklung. Die Ausweisung von Dauerbeobachtungsflächen zur Langzeitbeobachtung ist für das ganze Bundesgebiet anzustreben. Die Ergebnisse dieser Standorte gelten als Basisdaten und stellen die Eichgrößen für andere Untersuchungen mit Bioindikatoren dar. In diesem Zusammenhang bedarf es ebenfalls neuer Konzepte zur Erfassung und Bewertung der Situation in urban-industriellen Ökosystemen.

Die Bioindikation verlangt heute nach einer verstärkten Harmonisierung und Standardisierung der Verfahren. Es müssen Empfehlungen für die einheitliche Bearbeitung von emittentenbezogenen, regionalen und landesweiten Untersuchungen erarbeitet werden, die für das ganze Bundesgebiet gelten und somit untereinander

vergleichbar sind. Darüber hinaus sind bundesweit Dauerbeobachtungsflächen und -stellen nach einem festen Kriterienkatalog auszuweisen und entsprechend zu bearbeiten. Einheitliche Auswertungsmethoden und eine abgestimmte Darstellungsweise der Meßergebnisse würden der Bioindikation zu mehr Transparenz und Akzeptanz verhelfen. Mit den genannten Problemen beschäftigt sich derzeit der Länder-Arbeitskreis „Bioindikation/Wirkungsermittlung“ der Landesanstalten und -ämter. Ziel dieser Gruppe ist die Erarbeitung von Empfehlungen zur Durchführung von Bioindikationsuntersuchungen für die oben aufgeführten Bereiche.

Die Akkumulationsindikatoren wurden bislang fast ausschließlich zur Erfassung anorganischer Schadstoffe herangezogen. Hier spielten besonders die Schwermetalle eine entscheidende Rolle. Erst in jüngster Zeit wird das große Feld der Belastung durch organische Komponenten verstärkt bearbeitet. Mit dem chemischen Nachweis der Konzentrationen an PAHs, PCBs, Dioxinen etc. in pflanzlichen und tierischen Organismen betritt die Bioindikation ein wichtiges neues Feld. In diesem Zusammenhang sind Probenahmerichtlinien, Anleitungen zur richtigen Probenlagerung, chemische Extraktions- und Analysemethoden noch zu entwickeln und festzuschreiben. Die heute aktuellen Meßergebnisse zu organischen Schadstoffkonzentrationen in biologischen Materialien haben, bedingt durch die analytischen Schwierigkeiten auf diesem Gebiet, oft nur Orientierungscharakter.

Ein weiteres Problem, mit dem die Bioindikation konfrontiert ist, stellt die Erfassung und Bewertung der Belastung unserer Umwelt mit Photooxidantien dar. Als Leitsubstanz dieser Gruppe von Schadstoffen gilt das Ozon. Bisher kann die Bioindikation die Wirkungen dieser Gase auf Ökosysteme nur durch Reaktionsindikatoren, z.B. Kl. Brennessel, Buschbohne oder Rotklee, erfassen und bewerten. Dabei sind klimatische Effekte mit entscheidend. Die heute eingesetzten Verfahren liefern jedoch oft nur unbefriedigende, nicht validierbare Daten. Für diese zunehmend an Bedeutung gewinnenden Immissionskomponenten müssen prinzipiell neue, aussagekräftigere Wege in der Bioindikation erforscht werden.

## 6. Literatur

- ANDERSEN, C. (1979): Cadmium, lead and calcium content, number and biomass, in earthworms (Lumbricidae) from sewage traeted soil.- *Pedobiologia* 19, 309-319.
- ANDERSON, J.P.E. & K.H. DOMSCH (1978): A physiological method for the quantitative measurement of microbial biomass in soils.- *Soil Biol. Biochem.* 10, 215-221.
- ANDERSON, T.-H. & K.H. DOMSCH (1985): Determination of ecophysiological maintenance carbon requirements of soil microorganisms in a dormant state.- *Biol. Fert. Soils* 1, 81-89.
- ANONYMUS (1984): Diagnose und Klassifizierung von Waldschäden.- *Allg.Forst Zeitschrift, Sonderheft*, 20 S., Freiburg.
- ANT, H. (1963): Faunistische, ökologische und tiergeographische Untersuchungen zur Verbreitung der Landschnecken in Nordwestdeutschland.- *Abh. Landesmuseum Naturkde.* 25, Münster/Westfalen.
- ARBEITSGEMEINSCHAFT BODENKUNDE (1971): Kartieranleitung, 2. Aufl., 169 S., Hannover.
- ARBEITSKREIS FÜR STANDORTSKARTIERUNG IN DER ARBEITSGEMEINSCHAFT FORSTEINRICHTUNG (Hrsg.) (1980): Forstliche Standortaufnahme, 4. Aufl., 169 S., Münster-Hiltrup.
- ARNDT, U., W. ERHARDT, A. KEITEL, K. MICHENFELDER, W. NOBEL & C. SCHLÜTER (1985): Standardisierte Exposition von pflanzlichen Reaktionsindikatoren.- *Staub-Reinh. Luft* 45 (10), 481-483, Düsseldorf.
- ARNDT, U., W. NOBEL & B. SCHWEIZER (1987): Bioindikatoren: Möglichkeiten, Grenzen und neue Erkenntnisse.- 388 S., Stuttgart.
- BECK, L. (1983): Zur Bodenbiologie des Laubwaldes.- *Verh. Dtsch. Zool. Ges.*, 37-54.
- BECK, L. (1987): Hinweise zur ökotoxikologischen Bewertung von Chemikalien am Beispiel des BMFT-Vorhabens: Vergleichende ökologische Untersuchungen in einem Buchenwald nach Einwirkung von Umweltchemikalien.- *Mitt. Biol. Bundesanstalt f. Land- und Forstwirtschaft* 234, 47-63.
- BECK, L., K. DUMPERT, U. FRANKE, H. MITTMANN, J. RÖMBKE & W. SCHÖNBORN (1988): Vergleichende ökologische Untersuchungen in einem Buchenwald nach Einwirkung von Umweltchemikalien.- *Jül. Spez.* 439, 548-701.
- BECK, Th. (1984): Mikrobiologische und chemische Charakterisierung landwirtschaftlich genutzter Böden. I. Die Ermittlung einer bodenmikrobiologischen Kennzahl.- *Z. Pflanzenern. Bodenk.* 147, 456-466.
- BECK, Th. (1986): Aussagekraft und Bedeutung enzymatischer und mikrobiologischer Methoden bei der Charakterisierung des Bodenlebens von landwirtschaftlichen Böden.- *Veröff. Landw.-chem. Bundesanst.* 18, 75-100, Linz/Donau.
- BECK, Th. (1988): Einfluß langjähriger unterschiedlicher Bewirtschaftungsweisen auf bodenmikrobiologische Eigenschaften.- *VDLUFA-Schriftenreihe* 27, 148-163.
- BELF - BUNDESMINISTERIUM FÜR ERNÄHRUNG, LANDWIRTSCHAFT UND FORSTEN (1987): Waldschadenserhebung 1987.-81 S., Manuskript, unveröffentlicht.
- BENGTSSON, G. & S. RUNDGREN (1988): The Gusum case: a brass mill and the distribution of soil Collembola.- *Can. J. Zool.* 66, 1518-1526.
- BERG, B.,U. LOHM, H. LUNDKVIST & A. van VIREN (1980): Influence of soil animals on decomposition of scots pine needle litter.- *Ecol. Bull.* 32, 401-409.
- BERTSCH, K. (1966): Moosflora von Südwestdeutschland.- 234 S., Stuttgart.
- BEWLEY, R.J.F. & D. PARKINSON (1985): Sensitivity of certain soil processes to acid deposition.- *Pedobiologia* 29, 73-84.
- BGBL - BUNDESGESETZBLATT FÜR DIE REPUBLIK ÖSTERREICH (1984): 199. Verordnung: Zweite Verordnung gegen forstschädliche Luftverunreinigungen, 89. Stück, 140-141, Wien.
- BOSEL, H. (1990): Umweltwissen.- 167 S., Berlin, Heidelberg, New York.
- BOSSHARD, W. (Hrsg.) (1986): Sanasilva - Kronenbilder.- 98 S., Birmensdorf.

- COUGHTREY, P.J. & M.H. MARTIN (1977): The uptake of lead, zinc, cadmium and copper by the pulmonate mollusc, *Helix aspersa* MÜLLER, and its relevance to the monitoring of heavy metal contamination of the environment.- *Oecologia* 27, 65-74.
- DARWIN, C. (1881): The Formation of Vegetable Mould through the Action of Worms with Observations on their Habits.-S. 298 S., Murray, London.
- DÄSSLER, H.-G. (Hrsg.) (1991): Einfluß von Luftverunreinigungen auf die Vegetation.- 4.Aufl., 266 S., Jena.
- DAVIS, B.N.K. (1968): The soil macrofauna and organochlorine insecticide residues at twelve agricultural sites near Huntingdon.- *Ann. appl. Biol.* 61, 29-45.
- DEBUS, R., B. DITTRICH, P. SCHRÖDER & J. VOLLMER (1989): Biomonitoring organischer Luftschadstoffe.- *Handbuch des Umweltschutzes*, 45. Erg. Lfg., Kap. II-1.7, Landsberg, München, Zürich.
- DIERSCHKE, H. (1989): Symphänologische Aufnahme- und Bestimmungsschlüssel für Blütenpflanzen und ihre Gesellschaften in Mitteleuropa.- *Tuexenia* 9, 477-484.
- DIERSCHKE, H. (1991): Phytophänologische Untersuchungen in Wäldern: Methodische Grundlagen und Anwendungsmöglichkeiten im passiven Monitoring.- *Beih. Veröff. Natursch. Landschaftspfl.* 64, 76-86.
- DOEKSEN, J. (1950): An electrical method of sampling soil for earthworms.- *Trans. 4th Int. Congr. Soil Sci.*, 129-131.
- DUNGER, W. (1968): Die Entwicklung der Bodenfauna auf rekultivierten Kippen und Halden des Braunkohletagebaues. Ein Beitrag zur pedozoologischen Standortdiagnose.- *Abh. Ber. Naturkundemus.* 43 (2), 256 S., Görlitz.
- DUNGER, W. (1982): Die Tiere als Leitformen für anthropogene Umweltveränderungen.- *Decheniana* 26, 151-157.
- DUNGER, W. (1982 a): Tiere im Boden.- 2. Aufl., 280 S., Wittenberg.
- EDWARDS, C.A. & A.R. THOMPSON (1973): Pesticides and the soil fauna.- *Res. Rev.* 45, 1-79.
- EDWARDS, C.A. & J.R. LOFTY (1977): *Biology of Earthworms*.- 333 S., London.
- ELLENBERG, H. (1980): Über Bioindikatoren und Bioindikation.- *Nationalpark* 29, 10-16.
- ELLENBERG, H., R. MAYER, & J. SCHAUERMANN (1986): Ökosystemforschung: Ergebnisse des Solling-Projekts.- 507 S., Stuttgart.
- ERHARDT, W. (1987): Die Bedeutung von Akklimatisation und Referenzexposition für die Auswertung von Flechtenexpositionen.- *VDI-Berichte* 609, 701-714, Düsseldorf.
- FJELLBERG, A. (1979): Revision of the european species in the *Isotoma olivacea*-group (Collembola, Isotomidae).- *Ent. scand.* 11, 91-108.
- FJELLBERG, A. (1980): Identification Keys to Norwegian Collembola.- *Norw. Ent. Soc. As.*, 1-152.
- FOISSNER, W., H. FRANZ & H. ADAM (1987): Untersuchungen über das Bodenleben in ökologisch und konventionell bewirtschafteten Acker- und Grünlandböden im Raum Salzburg.- *Verh. Ges. Ökol.* 15, 333-339.
- FRAHM, J.-P. (1975): Toxizitätsversuche an Wassermoosen.- *Gewässer und Abwässer* 57/58, 59-66.
- FRAHM, J.-P. & W. FREY (1987): *Moosflora*.- 522 S., Stuttgart.
- FRANZ, H. (1950): *Bodenbiologie als Grundlage der Bodenpflege*.- 187 S., Berlin.
- FRÖMMING, E. (1954): *Biologie der mitteleuropäischen Landgastropoden*.- 440 S., Berlin.
- GEBHARDT, H., K. KREIMES & M. LINNENBACH (1987): Untersuchungen zur Beeinträchtigung der Ei- und Larvalstadien von Amphibien in sauren Gewässern.- *Natur und Landschaft* 62 (1), 20-23.
- GEBHARDT, H., M. LINNENBACH & R. MARTHALER (1988): Fische und Amphibien als Monitororganismen für die Gewässerversauerung.- In: KOHLER, A. & H. RAHMANN (Hrsg.): *Gefährdung und Schutz von Gewässern*.- *Hohenheimer Arbeiten*, 229-231.
- GEBHARDT, H., M. LINNENBACH, R. MARTHALER, A. NESS & H. SEGNER (1989): Die Bachforelle

- (*Salmo trutta f. fario*) - ein Bioindikator für die Gewässerversauerung.- Fischökologie 1 (1), 1-21.
- GEBHARDT, H., M. LINNENBACH, R. MARTHALER, A. NESS, N. RAPP & H. SEGNER (1990): Untersuchungen zur Auswirkung von Gewässerversauerungserscheinungen auf Fische und Amphibien sowie Erarbeitung einschlägiger Bioindikationsverfahren.- Umweltforschungsplan des Bundesministers für Umwelt, Naturschutz und Reaktorsicherheit.- Forschungsvorhaben UBA - FB 102 04 348/01/02.
- GEHLEN, P. & D. SCHRÖDER (1985): Enzymtätigkeiten, mikrobielle Biomasse und Regenwurmbesatz in biologisch und konventionell bewirtschafteten Böden unterschiedlicher Nutzung.- Mitt. Dtsch. Bodenk. Ges. 43, 643-648.
- GISIN, H. (1960): Collembolenfauna Europas.- Mus. Hist. Nat. Geneva, 312 S..
- GRAEFE, U. (1984): Eine vereinfachte Methode der Extraktion von Enchytraeiden aus Bodenproben.- In: KÖHLER, H. (Hrsg.): Workshop zu Methoden der Mesofaunaerfassung.- S. 17, Uni. Bremen.
- GRAEFE, U. (1989): Zersetzergesellschaften als Standortsanzeiger.- Vorschlag für ein Klassifikationssystem auf der Grundlage von Zootaxozönosen.- Verh. Ges. Ökol. XIX.1, 76.
- HAAG, D. & R.-D. ZIMMERMANN (1993): Optimierung der Blattprobenahme an Rotbuchen.- Allg. Forst Zeitschr. 26, 1373-1374.
- HAGVAR, S. (1987): Why do collembolans and mites react to changes in soil acidity?-Ent. Meddl. 55, 115-119.
- HECHT, H. (1984): In welchem Maße eignen sich freilebende Wirbeltiere als Bioindikatoren, wie wählt man sie aus und welche Fehler sind bei der Beurteilung des Schwermetallstatus eines Biotops mit Hilfe freilebender Tiere möglich?-13 S., Manuskript, unveröffentlicht.
- HECHT, H. & R. HAMM (1984): Untersuchungen der Kontamination des Wildbrets an Blei und anderen Spurenelementen durch Schrot und absplitternde und dadurch weit im Tierkörper streuende Blei- und Metallpartikel der modernen Hochleistungsgeschosse.- Aufklärung des Verhaltens dieser Blei- bzw. Metallpartikel beim Abhängen, Kochen, Braten, Grillen und Gefrierlagern.- DFG-Forschungsvorhaben HA 517/23 und HA 517/27-1-2, Abschlußbericht.
- HENSEN, V. (1877): Die Tätigkeit des Regenwurms (*L. terrestris*) für die Fruchtbarkeit des Erdbodens.- Z. wiss. Zool. 28, 354-364.
- HERZIG, R., L. LIEBENDÖRFER & M. URECH (1987): Flechten als Bioindikatoren der Luftverschmutzung in der Schweiz: Methodenevaluation und Eichung mit wichtigen Luftschadstoffen.- VDI-Berichte 609, 619-639.
- IGLISCH, I. (1981): Bodenarthropoden als Testorganismen für die Ökotoxikologie.- Mitt. dtsh. Ges. allg. angew. Ent. 3, 140.
- IRELAND, M.P. (1982): Sites of water, zinc and calcium uptake and distribution of these metals after cadmium administration in *Arion ater* (Gastropoda: Pulmonata).- Comp. Biochem. Physiol. 73 A/2, 217-221.
- KALINOWSKA, A. (1984): Lead concentrations in the slug *Arion rufus* from sites at different distances from a tourist road.- Ecological Bulletins 36, 46-49.
- KAUSS, A. & E. SCHUSTER (1987): Die Auswirkung einer Pflanzenschutz-Spritzmittelfolge im Obstbau auf die mikrobiologische Aktivität -ein Freilandversuch.- Mitt. Dtsch. Bodenk. Ges. 55/II, 493-498.
- KEITEL, A. (1989): Praxiserprobte Bioindikationsverfahren.- Staub-Reinhalt. Luft 49 (1), 29-34, Heidelberg.
- KEITEL, A., C. SCHLÜTER & U. ARNDT (1983): Erprobung von Bioindikatoren für Luftverunreinigungen.- Verh. Ges. f. Ökologie 13, 621-626, Göttingen.
- KEITEL, A. & W. ERHARDT (1987): Biomonitoring der Photooxidantienbelastung in Baden-Württemberg.- VDI-Bericht 609, 445-462, Düsseldorf.
- KERNEY, M.P., R.A.D. CAMERON & J.H. JUNGBLUTH (1983): Die Landschnecken Nord- und Mitteleuropas.- 384 S., Hamburg, Berlin.
- KNABE, W., C. S. BRANDT, H. van HAUT & C. J. BRANDT (1973): Nachweis photochemischer Luftverunreinigungen durch biologische Indikatoren in der Bundesrepublik Deutschland.- Proc. 3. Intern. Clean Air Congr. 1-5, Düsseldorf.
- KNAPP, R. (1971): Einführung in die Pflanzensoziologie.- 388 S., Stuttgart.
- KOOP, W. & E. AHRENS (1987): Mikrobiologische Vergleichsuntersuchungen am Boden bei unterschied-

lichen Düngungsarten und -mengen.- Mitt. Dtsch. Bodenk. Ges. 55/II, 499-504.

KÜBLER-THOMAS, M., J. SCHACH & P. THOMAS (1990): Vergleich der Grünland-Dauerbeobachtungsflächen der LfU zwischen 1988 und 1990.- 23 S., Karlsruhe (unveröffentlicht).

LACASSE, N. L. & M. TRESHOW (Hrsg.) (1976): Diagnosing vegetation injury caused by air pollution.- Applied Science Associates, Inc.- Environ. Protect. Agency, Contract 68-02-1344, Washington/USA.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1985): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1984, 209 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1986): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1985, 281 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1987): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1986, 264 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1988): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1987, 257 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1989): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1988, 237 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1990): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1989, 198 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1991a): Die Moosflora der Bäche des Odenwaldes.- Sonderbericht 2, 173 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1991b): Die Fischfauna der Bäche des Odenwaldes.- Sonderbericht 1, 201 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1992): Die Moosflora der Bäche des Nordschwarzwaldes.- Sonderbericht 4, 196 S., Karlsruhe.

LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.) (1993): Ökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1990/91, 144 S., Karlsruhe.

LONDO, G. (1975): Dezimalskala für die vegetationskundliche Aufnahme von Dauerquadraten.- In: W. SCHMIDT (Hrsg.): Sukzessionsforschung.- Ber. Int. Symp. Int. Ver. Vegetationskde., Rinteln 1973, 613-617, Vaduz.

LOTTAUSCH, W. (1984): Standortkundliche Untersuchungen der Moosflora in naturnahen Gebirgsbächen Süddeutschlands.- Diss., 138 S., Stuttgart-Hohenheim.

MAC FAYDEN, A. (1961): Improved fannel-type extractors for soil arthropods.- I. Anim. Ecol. 30, 171-184.

MEINCKE, K.-F. & K.-H. SCHALLER (1974): Über die Brauchbarkeit der Weinbergschnecke (*Helix pomatia* L.) im Freiland als ein Indikator für die Belastung der Umwelt durch die Elemente Eisen, Zink und Blei.- Oecologia 15, 393-398.

MEINHARDT, U. (1986): Alles über Regenwürmer.- Kosmos Gesellschaft für Naturfreunde, 118 S., Stuttgart.

MOORE, F.R. & M. LUXTON (1988): The distribution of Collembola on a coal shale heap.- Pedobiologia 31, 157-168.

MORETH, F. & H. HECHT (1981): Blei aus Geschoßrückständen.- Fleischwirtschaft 61, 1326.

MÜLLER, P. (1980): Ökosystemare Standardisierung ökologischer Informationen für die Bewertung von Städten.- Wiss. Beitr. d. Martin-Luther-Univ. Halle-Wittenberg. Bioindikation auf der Ebene von Populationen und Biogeozönosen 1.- Bioindikation 4, 95-104, Halle/Saale.

MURMANN-KRISTEN, L. (1991): Vitalitätsuntersuchungen in der Krautschicht von Wäldern.- Beih. Veröff. Natursch. Landschaftspfl. 64, 87-96.

O'CONNOR, F.B. (1955): Extraction of enchytraeid worms from a coniferous forest soil.- Nature 175, 815-816.

PALISSA, A. (1965): Apterygota, Insekten I. Teil.- In: BROMER, P., EHRMANN, P. & G. ULMER: Die Tierwelt Mitteleuropas, Bd. IV/1a.

- PERSSON, T. & U. LOHM (1977): Energetical significance of the annelids and arthropods in a Swedish grassland soil.- *Ecol. Bull.* 23, 1-211.
- PETERSEN, H. & M. LUXTON (1982): A comparative analysis of soil fauna populations and their role in decomposition processes.- *Oikos* 39, 287-388.
- PHILIPSON, J. (1983): Bioindicators, biological surveillance and monitoring.- *Verh. Dtsch. Zool. Ges.*, 121-123.
- POPHAM, J. D. & J.M. D'AURIA (1980): *Arion ater* (Mollusca: Pulmonata) as an indicator of terrestrial environmental pollution.- *Water, Air and Soil Pollution* 14, 115-124.
- RAW, F. (1959): Estimating earthworm populations by using formalin.- *Nature* 184, 1661.
- REICHEL, G. & O. WILMANN (1973): Vegetationsgeographie.- 210 S., Braunschweig.
- REMMERT, H. (1980): *Ecology*.- 289 S., Berlin.
- RÖMBKE, J. (1989): Lebensraum Buchenwaldboden. Die Enchytraeen und Regenwürmer.- *Verh. Ges. f. Ökol.* XVII, 97-101.
- RÖMBKE, J. & H. KREYSCH (1988): Halbautomatische Bildauswertung zur Erfassung biometrischer Kenndaten von Enchytraeen (Oligochaeta).- *Pedobiologia* 32, 267-271.
- RUSHTON, S.P. & M.C. LUFT (1984): A new electrical method for sampling earthworm populations.- *Pedobiologia* 26, 15-19.
- SATCHELL, J. E. (1955): An Electrical Method of Sampling Earthworm Populations.- *Soil Zoology*, 356-364, Kevan.
- SAUER, M (1990): Vegetationsaufnahme der epiphytischen Moose.- In LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- *Jahresbericht 1989*, 46-53, Karlsruhe.
- SCHEFFER, F. & P. SCHACHTSCHABEL (1982): *Lehrbuch der Bodenkunde*.- 11. Aufl., 394 S., Stuttgart.
- SCHICK, H. (1990): Collembolen als Bioindikatoren zur Beurteilung von Immissionseinwirkungen auf Waldökosysteme.- *Diss.Uni. Heidelberg*, 308 S., Heidelberg.
- SCHLICHTING, E. & H.P. BLUME (1966): *Bodenkundliches Praktikum*.- 209 S., Hamburg, Berlin.
- SCHLÜTER, C. (1984): Ökotoxikologische Untersuchungen zur Entwicklung eines Bioindikatorfächers für oxidierende Luftverunreinigungen.- *Diss. Univ. Hohenheim*, 120 S., Stuttgart.
- SCHMIDT, W. (1988): Langjährige Veränderungen der Krautschicht eines Kalkbuchenwaldes (Dauerflächenuntersuchungen).- *Tuexenia* 8, 327-338.
- SCHOLL, G. (1971): Ein biologisches Verfahren zur Bestimmung der Herkunft und Verbreitung von Fluorverbindungen in der Luft.- *Z. Landw. Forschung* 26 (1), 29- 35, Münster.
- SCHÖNBECK, H. (1969): Eine Methode zur Erfassung der biologischen Wirkung von Luftverunreinigungen durch transplantierte Flechten.- *Staub-Reinhalt. Luft* 29 (1), 14-18, Düsseldorf.
- SCHÖNBORN, W. & K. DUMPERT (1986): Zur Biologie eines Buchenwaldbodens 8. Die Mikroflora.- *Carolina* 44, 129-138.
- SCHUBERT, R. (1985): Bioindikation in terrestrischen Ökosystemen.- 327 S., Stuttgart.
- SCHUBERT, R. (Hrsg.) (1991): Bioindikation in terrestrischen Ökosystemen.- 2. Aufl., 338 S., Jena.
- SPAHR, H.-J. (1981): Die bodenbiologische Bedeutung von Collembolen und ihre Eignung als Testorganismen für die Ökotoxikologie.- *Mitt. dtsch. Ges. allg. angew. Ent.* 3, 141.
- STEUBING, L. (1985): Pflanzen als Bioindikatoren für Luftverunreinigungen.- *Chemie in unserer Zeit* 2, 42-47.
- STÖCKER, G. (1980): Zu einigen theoretischen und methodischen Aspekten der Bioindikation.- *Martin-Luther-Uni. Halle-Wittenberg, Wissenschaftliche Beiträge* 24 (P8), 10-21.
- THIELEMANN, U. (1986): Elektrischer Regenwurmfang mit der Oktettmethode.- *Pedobiologia* 29, 269-302.
- UMEG - GESELLSCHAFT FÜR UMWELTMES-  
SUNGEN UND UMWELTERHEBUNGEN mbH

- (Hrsg.) (1991): Immissionsmessungen in „Freiburg und Umgebung“- UMEG-Bericht 31-9/90, 52 S., Karlsruhe.
- UMLAUFF-ZIMMERMANN, R. & U. KÜHL (1989): Auswahlkriterien für Beobachtungsflächen bei einem immissionsökologischen Wirkungskataster - Beispiel Baden-Württemberg.- *Natur und Landschaft* 64 (7/8), 314-318.
- VDI - VEREIN DEUTSCHER INGENIEURE (Hrsg.) (1991): VDI-Richtlinie 3792, Bl. 5.- Messen der Immissions-Wirkdosis - Verfahren zur Standardisierung der Wirkungsfeststellung an Blättern und Nadeln von Bäumen am natürlichen Standort. Düsseldorf.
- VEREIN DEUTSCHER INGENIEURE (Hrsg.) (1978): VDI-Richtlinie 3792 Bl.1.- Messen der Wirkdosis, Verfahren der Standardisierten Graskultur. Düsseldorf.
- VEREIN DEUTSCHER INGENIEURE (Hrsg.) (1979): VDI-Richtlinie 3795 Bl.2.- Bestimmung des Fluorgehaltes in biologischen Proben sowie in IRMA-Lösungen. -Düsseldorf.
- VEREIN DEUTSCHER INGENIEURE (Hrsg.) (1989): VDI-Richtlinie 3799, Bl. 2.-Entw.- Messung und Beurteilung phytotoxischer Wirkungen von Immissionen mit Flechten. -Düsseldorf.
- VOLZ, P. (1976): Die Regenwurm-Population im Naturschutzgebiet "Hördter Rheinaue" und ihre Abhängigkeit vom Feuchteregime des Standortes.- *Mitt. Pollichia* 64, 105-126.
- WALLWORK, J.A. (1976): The distribution and diversity of soil fauna.- 355 S., London.
- WEIGMANN, G. & W. KRATZ (1981): Die deutschen Hornmilbenarten und ihre ökologische Charakteristik.- *Zool. Beitr.* 27, 459-489.
- WILKE, B.M. (1988): Langzeitmessungen potentieller anorganischer Schadstoffe auf die mikrobielle Aktivität einer sandigen Braunerde.- *Z. Pflanzener. Bodenk.* 151, 131-527.
- WIRTH, V. (1987): Flechtenkartierung.- In: LFU - LANDESANSTALT FÜR UMWELTSCHUTZ (Hrsg.): Immissionsökologisches Wirkungskataster Baden-Württemberg.- Jahresbericht 1986, 74 - 89, Karlsruhe.
- WIRTH, V. & B. BRINCKMANN (1977): Statistical analysis of the lichen vegetation of an avenue in Freiburg (South-west Germany) with regard to injurious anthropogeneous influences.- *Oecologia* 28, 87-101.
- WOLF-ROSKOSCH, F. (1983): Standardisierte Testverfahren zur Prüfung der akuten Toxizität von Umweltchemikalien an Springschwänzen (*Collembola*), unter besonderer Berücksichtigung von *Folsomia candida*.- *Texte Umweltbundesamt: Ökotoxikologische Testverfahren* 3, 83-109.
- ZACHARIAS, G. (1965): Spuren tierischer Tätigkeit im Boden des Buchenwaldes. *Forstwiss.- Forschung* 20, 1-68.
- ZEISSLER, H. (1963): Ein Hochwasser-Spülsaum eines kleinen Baches und die Bedeutung solcher Funde für die Beurteilung fossiler Mollusken-Thanatozöosen.- *Arch. Moll.* 92 (3/4), 145-168.
- ZELLES, L., M.E. BAHIG, I. SCHEUNERT & W. KLEIN (1984): Measurement of bioactivity based on CO<sub>2</sub>-release and ATP content in soil after different treatment.- *Chemosphere* 13, 899-913.
- ZIMMERMANN, R.-D. (1989): Schadstoff- und Nähr-elementverteilung im Baumkronenbereich der Rotbuche.- *Allg. Forst Zeitschrift* 11, 260-263.
- ZIMMERMANN, R.-D. (1990): Erste Ergebnisse des Klon-Fichten-Meßnetzes Baden-Württemberg.- *Allg. Forst Zeitschrift* 11, 281-284.
- ZIMMERMANN, R.-D. & W.E. PLANKENHORN (1986): Methodik der Blattprobennahme an der Rotbuche unter immissionsökologischem Aspekt.- *Allg. Forst Zeitschrift* 3, 33-35.
- ZIMMERMANN, R.-D. & E. RUDOLPH (1986): Klon-Fichten - Ein neuer Bioindikator im aktiven Monitoring.- *Allg. Forst Zeitschrift* 1/2, 13-14.

## 7. Autorenverzeichnis

TA'e Thi-Tam Dao Trong (-1279)

BiolR Dr. Kai Höpker (-1317)

OBiolR Kurt Kreimes (-1222)

OKons Thomas Mayer (-1422)

OBiolR'in Dr. Luise Murmann-Kristen (-1437)

WA Hans-Peter Straub (-1438)

OBiolR'in Dr. Rosemarie Umlauff-Zimmermann (-1437)

Landesanstalt für Umweltschutz

Baden-Württemberg

Griesbachstr. 1

76185 Karlsruhe

T (0721/983-vgl. oben stehende Nr.)

Dr. Hans Back

Dr. Ullrich Thielemann

Gesellschaft für Angewandte Ökologie mbH

Hildastr. 24

69226 Nußloch

T (06224/15333)

HKons Prof. Dr. Ludwig Beck

Staatliches Museum für Naturkunde

Erbprinzenstr. 13

76133 Karlsruhe

T (0721/175-136)

Walter Erhardt

Gesellschaft für Umweltmessungen und -erhebungen  
(UMEG)

Daimlerstr. 5b

76185 Karlsruhe

T (0721/7505-135)

OBiolR Dr. Harald Gebhardt

Umweltministerium Baden-Württemberg

Kernerplatz 9

70029 Stuttgart

T (0711/126-2711)

BiolD Dr. Andree Keitel

Informationstechnisches Zentrum (ITZ)

Bannwaldallee 24

76157 Karlsruhe

T (0721/983-1439)

Dr. Claudia Kerkhoff

Landstr. 97

FL-9494 Schaan

T (0041/7520011)

Andreas Ness

Werner Dieter Spang

Institut für Umweltstudien, Weisser & Ness GmbH  
(IUS)

Waldhofer Str. 104

69123 Heidelberg

T (06221/830031)

Dr. Jörg Römbke

ECT Ökotoxikologie GmbH

Sulzbacherstr. 15-21

65796 Bad Soden/Taunus

T (06196/642103)

Dr. Hans Schick

Dr. Johanna Rupp

Gesellschaft für Umweltbewertung, Umweltplanung,  
Umweltüberwachung mbH (GEFU)

Hardtstr. 90

69124 Heidelberg

T (06221/780539)

HKons Dr. Volkmar Wirth

Staatliches Museum für Naturkunde

Rosensteinstr. 1

70191 Stuttgart

T (0711/893-6202)

Prof. Dr. Ralf-Dieter Zimmermann

Fachhochschule Rheinland-Pfalz

Abt. Bingen, Fachbereich Umweltschutz

Berlinerstr. 109

55411 Bingen

T (06721/409-176)



LANDESANSTALT FÜR  
UMWELTSCHUTZ  
BADEN-WÜRTTEMBERG