



11. Juli 2025

# Methoden zur Erfassung von Bodenorganismengruppen

## Empfehlungen für die bundesweite Ersterfassung des Fachgremiums „Monitoring der Bodenbiodiversität und ihrer Funktionen“.

Aufgrund derzeit noch bestehender Hürden für eine routinemäßige Anwendung von genetischen Biodiversitätsanalysen im Bodenbiodiversitätsmonitoring (siehe Archivierungsempfehlung), empfiehlt das Gremium für die Ersterfassung die Anwendung morphologischer Erhebungs- und Bestimmungsmethoden für die ausgewählten Organismengruppen (ausgenommen das Metabarcoding des Bodenmikrobioms). Die Methoden der Erfassung sollten den geltenden DIN-Normen (siehe Referenzen) entsprechen. Diese lassen jedoch Spielraum für Flexibilität beim Sampling Design und der Erfassung. Daher ist es erforderlich, die Methoden zu konkretisieren, damit eine ausreichende Vergleichbarkeit der Erhebungen im Rahmen der Ersterfassung gewährleistet ist. Das von den Expert\*innen des Fachgremiums empfohlene Vorgehen ist nachfolgend dokumentiert.

### **Anmerkung:**

Für ein künftiges bundesweites Bodenbiodiversitätsmonitoring gilt es hervorzuheben, dass verschiedene bereits langjährig verwendete Methoden (neben den durch das Gremium empfohlenen Vorgehensweisen) ebenfalls gerechtfertigt sind, wenn sie einen Mindeststandard gewährleisten und damit belastbare Ergebnisse hervorbringen. Der Erhalt bestehender wertvoller langer Zeitreihen bodenbiologischer Parameter bereits laufender Monitoring-aktivitäten sollte beim Zurückgreifen auf Stichprobenflächen solcher priorisiert werden.

Ziel dieser Ersterfassung ist eine lebensraumtypbezogene Erfassung für die Ableitung lebensraumtypbezogener Referenzgemeinschaften. Entsprechend sollte der zu beprobende Standort hinsichtlich des zu repräsentierenden Lebensraumtyps homogen sein. Dabei sollten möglichst bereits bei der Auswahl des Untersuchungsplots Makrostrukturen/Störungen (wie beispielsweise Trampelpfade im Wald, Nachbarschaftseffekte) ausgeschlossen werden.



Elemente wie Trampelpfade, Entwässerungsgräben, Feldränder, Rückegassen, Wildwechsel und so weiter in der Landschaft werden somit nicht berücksichtigt, um Verzerrungen zu vermeiden und die Vergleichbarkeit der Ergebnisse zu gewährleisten. Solche Elemente sind jedoch weit verbreitete landschaftstypische Strukturen, deren Einfluss auf die Verteilung von Bodenorganismen beziehungsweise auf bodenbiologische Prozesse allerdings eine separate Untersuchung erfordert.

Durch ein expertenbasiertes „ad-hoc sampling“ auf dem Beprobungsstandort ohne vorbestimmtes Sampling-Muster könnten gezielt typische Mikrohabitate innerhalb des Lebensraumes beprobt werden. Da es abzusehen ist, dass in einem Vorhaben mit bundesweiter Dimension viele verschiedene Bearbeitende mit unterschiedlicher Expertise die Feldarbeiten durchführen, würde ein solches Vorgehen jedoch die Vergleichbarkeit der Ergebnisse einschränken. Es wird daher eine Probenahme unter Anwendung von Mustern empfohlen, da diese objektive Auswahl die Effizienz und Planbarkeit der Erhebung verbessert, sowie die statistische Auswertbarkeit vereinfacht. Über die Anzahl der Beprobungsstandorte und Anzahl der Replikate (Einzelproben) innerhalb eines Untersuchungsstandortes soll eine repräsentative bodenbiologische Charakterisierung verschiedener Lebensraumtypen gewährleistet sein. Ein vorab **festgelegtes Beprobungsmuster** (sampling design), beispielsweise orientiert an der BBZE (Biologische Bodenzustandserhebung im Wald, vergleiche Abbildung 3) oder am SoilBON-Protokoll (vergleiche Abbildung 4) ermöglicht zudem eine höhere Reproduzierbarkeit der Ergebnisse und erleichtert Vergleiche über verschiedene Zeiträume. Dies ist unter anderem relevant im Hinblick auf die geplante Anknüpfung eines zukünftigen Trendmonitorings (für die Wiederauffindbarkeit bei erneuter Beprobung sind die Probenahmestellen möglichst zu markieren).

Aufgrund des enormen Aufwands der Organismenbestimmung kann sich die **Anzahl notwendiger Beprobungspunkte an einem Standort (Replikate)** lediglich am Minimum und nicht am Optimum orientieren. Das Minimum muss ausreichend sein, um Spezialisten und subdominante Arten zu erfassen. Im Gegensatz zu Generalisten bilden diese Arten aussagekräftige Muster aus, welche es ermöglichen den Lebensraum zu charakterisieren. Generell ist eine höhere Anzahl kleinerer Einzelproben (Stechzylinder mit kleinerem Durchmesser, beispielsweise 5 cm) einer geringeren Anzahl größerer Proben vorzuziehen, um den Einfluss räumlicher Heterogenität zu verringern. Die Ergebnisse der Analyse der Einzelproben eines Standorts können im Zuge der Auswertung zusammengeführt werden. Ein „Grundrauschen“ wird somit verhindert, was die Voraussetzung für die Ableitung charakteristischer Lebensgemeinschaften ist.

Beim Sampling Design müssen neben räumlichen auch zeitliche Anforderungen berücksichtigt werden. Gemäß der Phänologie der Bodenlebewesen bieten sowohl das Frühjahr als auch der Herbst gute Voraussetzungen für eine Probenahme (Empfehlungen zum Probenahmezeitpunkt in Tabelle 1). Im Frühling (April bis Mai) und Herbst (Sept bis Okt) gibt es die meisten Studiendaten zum Vergleich. Jahreszeitliche Schwankungen bezüglich Aktivität, Verteilung und Artenzusammensetzung sind für die meisten Bodenorganismengruppen anzunehmen (ausgenommen Nematoden: Ein Jahresgang mit Arten, die nur in bestimmten Zeiten zu erwarten sind, gibt es nicht). Für die bundesweite Ersterfassung ist eine größere Stichprobenzahl einer zweimaligen Beprobung pro Jahr vorzuziehen, um einen flächenrepräsentativen Datensatz generieren zu



können. Für die Vergleichbarkeit der Ergebnisse empfiehlt es sich, die Probenahmen stets in derselben Jahreszeit durchzuführen. Sollte die Logistik des Vorhabens Ersterfassung dies nicht zulassen (viele zu beprobende Standorte in einem kurzen Zeitraum) kann eine Aufteilung der Probenahme auf beide Zeiträume (Frühjahr, Herbst) in Betracht gezogen werden. (Dabei ist jedoch zu beachten, dass die Vergleichbarkeit der Ergebnisse eingeschränkt sein kann und die Interpretation der Daten entsprechend anzupassen ist.) Die umfangreiche Ersterfassung wird sich aufgrund der Limitationen bezüglich der personellen Kapazitäten (vor allem für die Feldarbeiten und die morphologische Bestimmung) voraussichtlich über mehrere Jahre erstrecken. Hierbei ist es wichtig, die Auswahl der Probenahmestandorte eines jeden Beprobungsjahres hinsichtlich Lebensraumtyp und geographischen Gradienten zu randomisieren (also beispielsweise NICHT: in Jahr 1 alle Äcker in Süddeutschland beproben, in Jahr 2 alle Äcker in Norddeutschland, in Jahr 3 alle Waldstandorte in Norddeutschland...).

Generell ist eine enge Zusammenarbeit mit Verantwortlichen in der Landwirtschaft (gleiches gilt für Privatwald) notwendig für die Planung der Probenahme, um rechtzeitig Informationen zur landwirtschaftlichen Bearbeitung (beispielsweise geplante Fruchtfolge, Zeitpunkt der Düngemittelausbringung) zu erhalten. Eine Aufwandsentschädigung für die Bereit-/Zusammenstellung der Bewirtschaftungsinformationen durch die Landnutzenden sollte erwogen werden. Ausweichflächen sollten einkalkuliert werden für den Fall, dass die ursprünglich geplanten Standorte nicht mehr zugänglich sind oder die Bedingungen nicht mehr den Anforderungen der Untersuchung entsprechen (beispielsweise Bewirtschaftung entgegen der ursprünglichen Planung).

**Tab. 1 Empfehlungen zum Zeitpunkt der Probenahme (Bodenfauna)**

Empfehlungen ✓	Unbedingt zu vermeiden ☹
Geeignete Probenahmezeiträume Herbst und Frühjahr (Anmerkung: Frühjahr vorteilhaft um den direkten Einfluss von leicht abbaubaren Wurzel-Depositionen auf das Bodenmikrobiom zu minimieren)	Keine Probenahme in den Sommermonaten (Juni bis August); Sommerhitze und Winterfrost sind zu vermeiden
Bodentemperatur (Tagesmittel in 5 cm Tiefe (DWD 2025)) mindestens 5 °C, bis etwa 15 °C (bei noch ausreichender Bodenfeuchte wären etwas höhere Temperaturen unproblematisch)	Landwirtschaftlich genutzte Flächen: keine Beprobung unmittelbar nach Bodenbearbeitung, Aussaat, Düngemittel- und Pestizideinsatz
Ausreichende Bodenfeuchte muss gegeben sein (Dokumentation der aktuellen Bodenfeuchte mit TMD-Sonde); Optimale Bedingungen liegen oft kurz nach einem Niederschlag vor, wenn der Boden noch feucht, aber nicht mehr durchnässt ist	Keine Beprobung unmittelbar nach Extremwetterereignissen (beispielsweise langanhaltende Dürre, Hochwasser)



Allgemeiner Hinweis: Die Beprobung sollte in Abstimmung mit dem/den Auftragnehmenden unter Beachtung der Witterungsverhältnisse erfolgen. Insbesondere im Acker sind die Anforderungen an die Witterungsbedingungen in Kombination mit der Vermeidung der Probenahme nach Beginn der landwirtschaftlichen Praxis vor allem im Frühjahr schwierig aufeinander abzustimmen. Eine Beprobung im Herbst könnte sich hier als praktikabler erweisen. Aufgrund der klimatischen Veränderungen gibt es regional inzwischen auch im Winter frostfreie Perioden von vielen Wochen oder sogar Monaten (und bei ausreichender Bodenfeuchte). Ob diese Perioden langfristig eine Option für bodenzoologische Probenahmen wären, wäre zu prüfen (zumal es im späten Frühjahr inzwischen oft ungünstige Bedingungen durch lange Trockenphasen gibt).

Die nachfolgend aufgeführten Empfehlungen für die Erfassung im Zuge der bundesweiten Ersterfassungen lassen teilweise verschiedene Optionen bei der Vorgehensweise zu. Gründe hierfür sind:

► Fachliche Aspekte:

- die verschiedenen Vorgehensweisen haben Vor- beziehungsweise Nachteile, die je nach Gegebenheiten am Standort (beispielsweise Nutzung, abiotische Standortcharakteristik) zum Tragen kommen (beispielsweise mögliche Bevorzugung der Elektrofangmethode von Regenwürmern im Wald beziehungsweise bei Beprobungen in Hanglagen, siehe Tabelle a).
- Die letztendliche Entscheidung für eine bestimmte Vorgehensweise ist auch von den gewünschten Messparametern die für die lebensraumtypbezogene Referenzwertbildung hinzugezogen werden abhängig – die Festlegung auf eine Methode sollte nach der Entwicklung der entsprechenden Auswertestrategie erfolgen (beispielsweise Abwägung zwischen Tiefen- beziehungsweise Horizontbezogener Beprobung bei Standorten mit organischer Auflage).

► Praktikabilität:

- Bekannte Limitationen bei der Verfügbarkeit der Materialien beziehungsweise Chemikalien für die Erfassung können die Wahl der Methode einschränken. Beispielsweise wurden von einigen Gremienmitgliedern Schwierigkeiten bei der Beschaffung und Lagerung von AITC berichtet. Es sollte möglich sein, in solch einem Fall auf andere Vorgehensweise zurückzugreifen, damit die Ersterfassung praktikabel bleibt.
- Zeitliche Verfügbarkeiten und die Erfahrungen von Erfassungs- und Bestimmungspersonal müssen aufgrund der generell stark limitierten personellen Kapazitäten optimal genutzt werden können. Dies erfordert eine gewisse Flexibilität bei den Vorgaben zur Erfassung. Zum Beispiel gibt es bodenbiologische Expert\*innen, die ausschließlich eine Lebendbestimmung (und keine Totbestimmung) von Regenwürmern durchführen.

In Bezug auf die **Probenahmetiefe** sollte möglichst bei allen (aus Bohrkernen zu extrahierenden) Organismengruppen einheitlich vorgegangen werden, um eine organismengruppenübergreifende Charakterisierung der Bodenlebensgemeinschaften (mit



räumlichem Bezug auf vertikale Bodenschicht) gewährleisten zu können. Auf Ackerstandorten sollte die Probenahmetiefe der Tiefe der üblichen Bodenbearbeitung entsprechen (0 bis 20–30 cm). Vor allem bei der Erfassung von Enchyträen auf Agrarflächen hat sich gezeigt, dass eine Probenahmetiefe von 10 cm auf regelmäßig gepflügten/tief gegrubberten Standorten nicht ausreichend ist, insbesondere wenn auch die Ermittlung von Abundanzen erwünscht ist. Im Wald und im Grünland (Standorte mit organischer Auflage) gibt es die Optionen tiefenstufen- oder horizontbezogener (Organik getrennt von Mineralboden) Beprobung. Die beiden Strategien und deren Vor- und Nachteile sind im Folgenden (Abbildung 1 und 2) aufgeführt. Die ersten 5 cm des Mineralbodens (Minimum) sollten über alle Lebensraumtypen hinweg in den Proben enthalten sein und bodenbiologisch analysiert werden. Es sollte unbedingt beachtet werden, dass jede Probe genau beschrieben wird: Probenahmestelle und -tiefe, sowie Witterungsbedingungen und Bodenzustand (Feuchte, Temperatur) sollten schriftlich beziehungsweise fotografisch festgehalten werden.

Zusätzliche Anmerkung:

- ▶ Bei sehr mächtigen organischen Auflagen (beispielsweise Feuchtmöden) oder Moorböden wird beispielsweise mit einer Beprobungstiefe von 10 cm gegebenenfalls nicht der gesamte Aktivitätsbereich der Zielorganismen erfasst. In einem solchen Fall muss man Kompromisse machen und den Beprobungsplan dennoch einhalten, denn im Rahmen eines Monitoringprogramms wird es kaum möglich sein die Probenahmetiefe im Einzelfall anzupassen, zumal die vertikale Aktivität an Feuchtstandorten stark witterungsabhängig ist.
- ▶ Bei sehr skelettreichen und sehr flachgründigen Böden ist die Probenahme mit dem Bohrer eventuell nicht bis zur vorgegebenen Tiefe machbar.

## Referenzen

Deutscher Wetterdienst (2025): Bodentemperatur in 5 cm (Deutschlandkarte). URL: [https://www.dwd.de/DE/leistungen/bodentemperatur5\\_dl/bodentemperatur5dl.html?nn=380288](https://www.dwd.de/DE/leistungen/bodentemperatur5_dl/bodentemperatur5dl.html?nn=380288) (abgerufen am 10.06.2025)

### DIN-Normen:

DIN EN ISO 23611-1:2018-10 (Bodenbeschaffenheit - Probenahme von Wirbellosen im Boden - Teil 1: Handauslese und Extraktion von Regenwürmern)

DIN EN ISO 23611-2:2024-09 (Bodenbeschaffenheit - Probenahme von Wirbellosen im Boden - Teil 2: Probenahme und Extraktion von Mikroarthropoden (Collembolen und Milben))

DIN EN ISO 23611-3:2020-01 (Bodenbeschaffenheit - Probenahme von Wirbellosen im Boden - Teil 3: Probenahme und Extraktion von Enchytraeen)

DIN EN ISO 23611-4:2023-12 (Bodenbeschaffenheit - Probenahme von Wirbellosen im Boden - Teil 4: Probenahme, Extraktion und Bestimmung von Boden bewohnenden Nematoden)



DIN EN ISO 23611-6:2013-11 (Bodenbeschaffenheit - Probenahme von Wirbellosen im Boden -  
Teil 6: Anleitung für die Planung der Probenahme von Wirbellosen im Boden)



## Beprobungsstrategie im Wald\*: 2 Szenarien

\* Problematik auch für Grünland-Standorte relevant

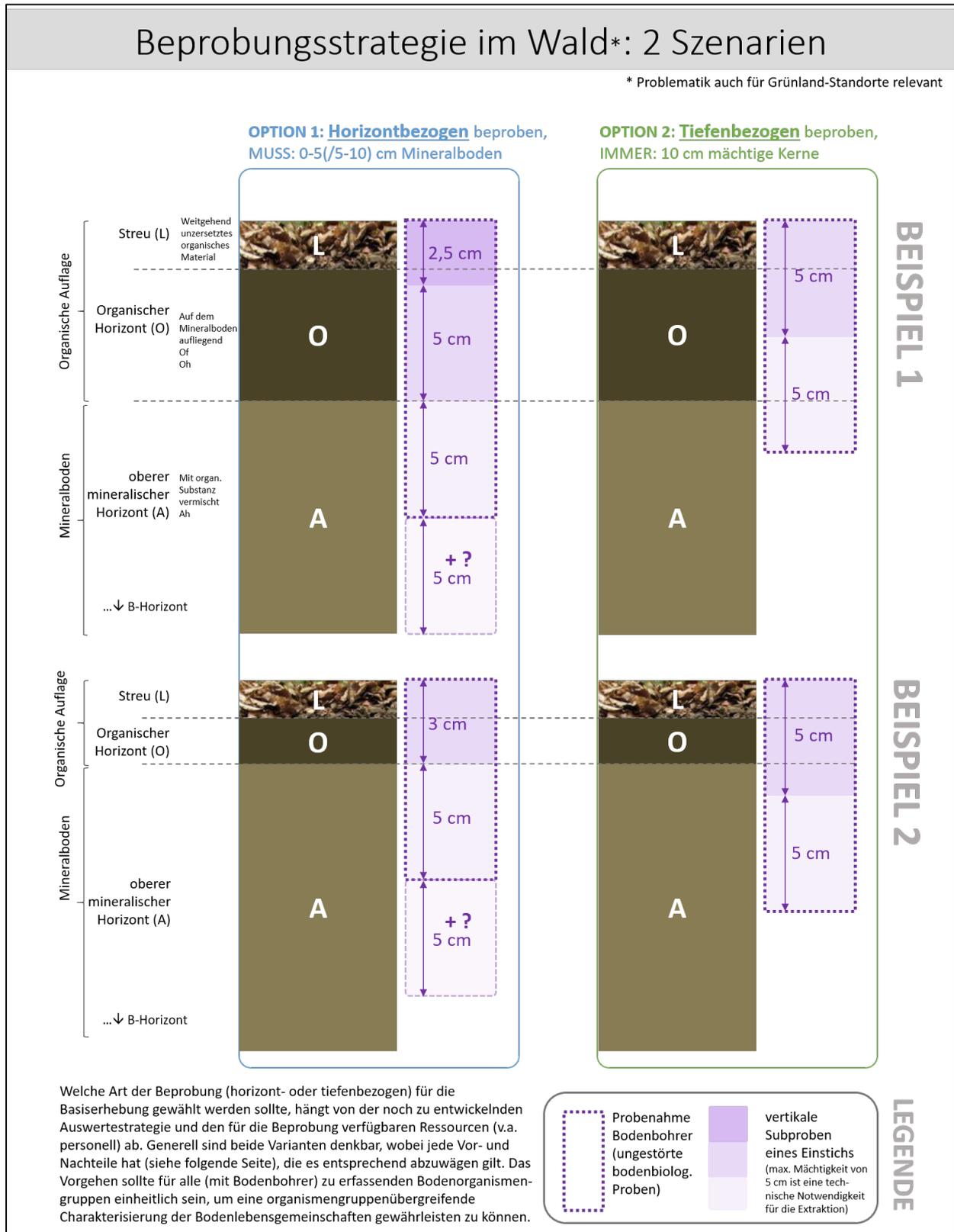


Abb. 1 Beschreibung horizont- beziehungsweise tiefenstufenbezogener Beprobung im Wald (beziehungsweise Grünland)



## Beprobungsstrategie im Wald: 2 Szenarien

**OPTION 1: Horizontbezogen** beproben, Trennung organ. Auflage von Mineralboden; MUSS: 0-5/(5-10)cm Mineralboden

**OPTION 2: Tiefenbezogen** beproben, IMMER: 10 cm mächtige Kerne

+ Bodenlebensgemeinschaften in der organischen Auflage und im darunterliegenden Mineralboden unterscheiden sich in ihrer Zusammensetzung und Funktion deutlich  
→ Informationen zu den spezifischen Anpassungen von Organismen an die verschiedenen Horizonte, detaillierteres Verständnis (/Auswertbarkeit) ökologischer Prozesse wie Zersetzung, Nährstoffkreisläufe usw. und den Beitrag der Bodenlebensgemeinschaften dazu

+ ermöglicht Vergleich der Bodenlebensgemeinschaften in verschiedenen Lebensräumen(/-typen) auf Horizontebene (organ. – mineral.)

+ genauere Zuordnung (+ damit auch Auswertbarkeit) zu physikochemischen Bodenparametern aus Bodenmonitoringprogrammen mit getrennter Analyse von organ. Auflage und Mineralboden

+ entspricht Vorschlag zum Vorgehen im Modul Bodenbiodiversität im NaBioWald-Konzept \*\*\*

+ Praktikabilität: Einfach durchzuführen, erfordert weniger Aufwand (Zeit, Kosten, Probenmengen) und weniger bodenkundliche Expertise

+ Probenanzahl für Extraktion gut kalkulierbar  
+ Probenahme erfolgt in standardisierten Tiefenintervallen – Tiefenbezogene Vergleiche über verschiedene Standorte möglich

+ geläufigeres Vorgehen bei bereits existierenden Erfassungs-/Monitoringaktivitäten

+ entspricht eher Vorgehen gemäß SoilBON-Protokoll (dort Grenzfläche, ab der 10 cm gezählt werden unter L: „underlying substrate“ inkl. Of und Oh) \* → internationale Anschlussfähigkeit

- Abgrenzung organ. Auflage von Mineralboden in der Praxis nicht trivial → Schulung der ProbenehmerInnen je nach Erfahrung ggf. notwendig, Subjektivität bei Horizontabgrenzung unvermeidbar

- Je nach Mächtigkeit der Horizonte kann die Anzahl der Subproben je Einstich variieren → Anzahl der Proben für die Extraktion schwer kalkulierbar

- Höherer Zeitaufwand (durch Schulung und benötigte Horizontidentifikation)

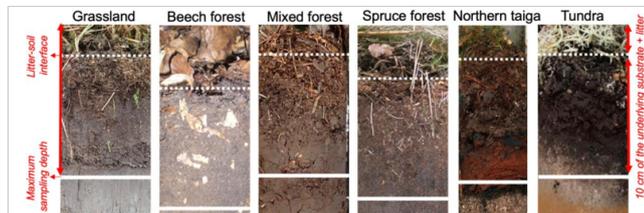
- Horizontbezogene bodenbiologische Beprobungen weniger geläufig bei den bereits laufenden Erfassungs-/Monitoringaktivitäten

- Die Organismen aus verschiedenen Horizonten (organ./mineral.) in einer Subprobe vermischt → Interpretation der Ergebnisse erschwert (Repräsentativität einer Einzelprobe eingeschränkt) \*\*

- Im Extremfall bei sehr mächtigen organischen Auflagen wird der Mineralboden nicht beprobt

- Begleitdaten aus Bodenmonitoringprogrammen: für die Ermittlung physikchemischer Bodenparameter werden organische Auflage und Mineralboden i.d.R. auch getrennt beprobt und analysiert → für eine tiefenbezogene Umrechnung müssten „unechte Mittelwerte“ gebildet werden

\* <https://soilbonfoodweb.org/protocols-and-manuals/>



\*\* Vorschlag hierzu: gute Dokumentation der Horizonte inkl. Tiefenangabe + gute Fotodokumentation hilfreich für Interpretation (genereller Hinweis für jede Beprobungsvariante), Fotodokumentation des Bodenkerns selbst + Draufsicht auf Probenahmestelle

\*\*\* <https://www.thuenen.de/de/fachinstitute/waldoekosysteme/arbeitsbereiche-neu/oekologie-walddynamik/projekte-initiativen/nationales-biodiversitaetsmonitoring-im-wald>

VORTEILE

NACHTEILE

Abb. 2 Vor- und Nachteile horizont- beziehungsweise tiefenstufenbezogener Beprobung



Tab. a Regenwürmer – Empfehlungen zur Erfassungsmethode

	Acker	Grünland	Wald
<b>Geräte/Materialien/ Methode zur Probenahme (beispielsweise Stechzylinder)</b>	<p>Methodenkombination: Austreibung und Handauslese (Reihenfolge variabel, wichtig: auf selber Fläche durchzuführen, nicht nebeneinander)</p> <p>benötigt wird: Rahmen für Abgrenzung Stichprobenfläche für Handauslese und Austreibung (leicht eindrücken), je nach Austreibungsmethode Chemikalien oder Elektrofangerät, Pinzette, Spaten, Gießkannen, Wasserkanister;</p> <p>Lebend- oder Totbestimmung: beide Möglichkeiten sollten möglich sein entsprechend der Expertise/Vorgehensweise der nur begrenzt verfügbaren Expert*innen für die Regenwurmbestimmung:</p> <p>Ergebnisse in Bezug auf Artenvielfalt und Abundanz gleich, Abweichungen bei Biomasse möglich: Durch die Konservierung der Tiere in Alkohol werden diese auch leichter: „Alkoholgewicht“ ≠ „Frischgewicht“ → hierfür wird in der DIN die Anwendung eines Korrekturfaktors empfohlen, um den Masseverlust durch die Konservierungsflüssigkeit und den Darminhalt der Würmer zu korrigieren</p> <p>Totbestimmung logistisch leichter handelbar, benötigt werden 100 bis 300 ml verschließbare Gefäße mit</p>	←	← im Wald (in der Regel feuchtere Bodenverhältnisse als im Offenland), im Falle einer hohen Hangneigung am Beprobungsort (Abfließen des chemischen Extraktionsmittels) und auf Flächen mit hohem Grundwasserstand (kaum Versickerung des Extraktionsmittels) hat sich die Elektrofangmethode als praktikabel erwiesen. Im Gegensatz zu chemischen Mitteln setzt die Elektrofangmethode keine giftigen oder umweltbelastenden Substanzen frei → als umweltfreundlichere, schonendere Methode ist der Einsatz der Oktettmethode auf geschützten Standorten anzuraten



Ethanol 95 % zur Konservierung, Tiere nach Bestimmung wässern für Ermittlung der Biomasse

Lebendbestimmung: Tiere auf feuchtem Tuch und gekühlt aufbewahren, dann innerhalb von 1 bis 2 Tagen Lebendbestimmung (Abkoten → Auswirkungen auf Biomasse)“

Wartezeiten für chem. Extraktion etwa 30 (+ 15 min, wenn dann immer noch Tiere an die Oberfläche kommen), Menge des Extraktionsmittel an Standortgegebenheiten anpassen (nur solange

<b>Durchmesser/Maße Einzelprobe</b>	Austreibung 0,25 m <sup>2</sup> (0,5 beziehungsweise 1/8 m <sup>2</sup> werden zum Teil auch beprobt), Handauslese 1/8 bis 1/16 m <sup>2</sup>	←	←
<b>Beprobungstiefe</b>	Handauslese: 20 bis 30 cm (in der Regel pflugsohlentief)	Handauslese: 20 bis 30 cm	←
<b>Notwendigkeit, vertikale Subproben zu gewinnen</b>	Nein	←	←
<b>Behandlung der Probenahmestelle vor Probenentnahme</b>	Wenn zuerst Austreibung (vor Handauslese): Mähen (Schere, Rechen)	←	Laub/Streu zuerst nach Tieren durchsuchen (dann entfernen), Totholz absuchen nach Totholzbewohnern (auch außerhalb 1/4 m, beispielsweise in einem Transekt oder festgelegten Umfang um Probenahmestelle)
<b>Replikate pro Standort (Anzahl der Proben) <sup>i</sup></b>	6 bis 8 je nach Stichprobenflächen	←	←



<b>Hinweise zum Transport, zur Aufbewahrung bis zur Bestimmung</b>	fest montierte (beziehungsweise mit Spanngurten zu sichernde) und verschließbare Chemikalienkiste (Stichwort Arbeitssicherheit) Alkohol (für Konservierung): dichte Behälter, Verwahrung: dunkel, kühl; Achtung! mengenmäßige Obergrenze für Chemikalienschränke	←	←
<b>Methodenkompatibilität</b>	Achtung: Zerstörung der Probenahmestelle, gegebenenfalls durchzuführen am Rand der Kernzone regelmäßig gemonitorter Flächen (vor allem bei Vegetationskartierungen)	/	(Handauslese Makrofauna, beispielsweise Myriapoden) Für Ersterfassung nicht vorgesehen

Tabelle a Die DIN 23611-4 empfiehlt die Oostenbrink-Elutriation (als effizienteste Austreibungsmethode), lässt aber mehrere Extraktionsverfahren zu, darunter auch das Baerman-Verfahren. Da die Oostenbrink-Elutriation zum einen sehr kostenintensiv ist, der zeitliche Extraktionsaufwand höher ist und die Methode verhältnismäßig selten angewendet wird, wird für die Ersterfassung die Nematodenaustreibung mittels Baermann-Verfahren empfohlen.

**Tab. b Enchyträen – Empfehlungen zur Erfassungsmethode**

	Acker	Grünland	Wald
<b>Geräte/ Materialien/ Methode zur Probenahme  (zum Beispiel Stechzylinder)</b>	Vertikal unterteilte Proben im Hauptaktivitätsbereich der Enchyträen, anschließend Nassextraktion der Proben im Labor (in Anlehnung an DIN EN ISO 23611-3).  Halbseitig aufklappbarer Bodenbohrer, der bei Bedarf mit dem Hammer eingeschlagen werden kann; Verwendung eines Bohrers mit Stechzylindern ist möglich, aber nicht nötig und durch die Festlegung auf das Maß der Subproben unflexibel;	←	←



stoßabsorbierender Kunststoffhammer; Messer zur Zerteilung des Bohrkerns in vertikale Subproben; Lineal/Zollstock.

Zum Probentransport: Plastikbeutel (beispielsweise Gefrierbeutel 1 L) oder Probendosen/Probengläser (circa 200 ml); stapelbare Kisten zum Transport der Proben; gegebenenfalls

<b>Durchmesser/ Maße Einzelprobe</b>	Durchmesser: 3 bis 6 cm, Höhe vertikale Subproben: 2,5 bis 6 cm (Durchmesser und Höhe der vertikalen Subproben bedingen sich: bei kleinerem Durchmesser höhere Subproben). Volumen der Subproben ist auf Kapazität der Extraktionsgefäße abzustimmen; wegen der größeren Probenahmetiefe im Acker hier eventuell andere Abmessung der Subproben/ Bodenbohrer mit geringerem Durchmesser	←	←
<b>Notwendigkeit, vertikale Subproben zu gewinnen</b>	Ja, das Volumen der Gesamtprobe ist für die Extraktionsgefäße zu groß. Probe wird im aufgeklappten Bohrer mit Hilfe von Messer und Zollstock im Gelände in Subproben zerteilt.  Auch im Hinblick auf Auswertung sinnvoll, da nur so ein Gradient der Aktivität darstellbar wird und gegebenenfalls Tiefenpräferenzen einzelner Arten erkennbar werden.	←	←
<b>Behandlung der Probenahme-stelle vor Probenent- nahme</b>	Oberflächlich erkennbaren Dünger (Mineraldünger-körner/Güllekrusten) bei der Probenahme aussparen.  Dokumentieren, wo in der Kultur beprobt wird (in Pflanzreihen/zwischen Pflanzreihen/teils-teils)	Streumaterial/ Auflagehorizonte in jedem Fall komplett mit erfassen, nicht vorher entfernen!  Unterkante des Bodenbohrers für	Streumaterial/Auflage- horizonte (Ol, Of, Oh) in jedem Fall komplett mit erfassen, nicht vorher entfernen!  Unterkante des Bodenbohrers sollte recht scharfkantig sein,



		Grünland/Wald sollte recht scharf-kantig sein, um die Streuhorizonte zu durchschneiden.	um die Streuhorizonte zu durchschneiden.
<b>Replikate pro Standort<sup>ii</sup> (Anzahl der Proben)</b>	Circa 10 Replikate bei einer Stichprobenfläche von 1.000 m <sup>2</sup>	←	←
<b>Hinweise zum Transport, zur Aufbewahrung bis zur Bestimmung</b>	Je nach Witterung im Gelände: Kühlbox und/oder Plane oder ähnliches zur Beschattung der Proben; Proben nicht in der Sonne/im aufgeheizten Fahrzeug stehen lassen. Lagerung der Proben bis zur Extraktion bei 4 bis 8 °C für maximal einen Monat.	←	←

Tabelle b Empfehlung abweichend zu DIN 23611-4: Vorgehen darin: 25 Einzelproben (mit Durchmesser 2,3 cm) pro 100 m<sup>2</sup> werden zu einer Mischprobe vereint. Aus der gesiebten Mischproben wird eine repräsentative Unterprobe entnommen, um die Extraktion der Nematoden durchzuführen. Da in der Ersterfassung mehrere Organismengruppen erfasst werden, sollte jedoch simultan vorgegangen werden, um organismengruppenübergreifend Gemeinschaften erfassen zu können

**Tab. c Mikroarthropoden (Springschwänze & Milben) – Empfehlungen zur Erfassungsmethode**

	Acker	Grünland	Wald
<b>Geräte/Materialien/ Methode zur Probenahme (beispielsweise Stechzylinder)</b>	ungestörte Bodenproben, Entnahme mit Bodenbohrer (nichtrostender Stahl oder Aluminium (zu weich?)) mit Schneidkante am Unterteil und Handgriff am Oberteil, anschließend Hitzeextraktion (Extraktionsverfahren mit Temperaturgefälle)	←	←



<b>Durchmesser/Maße Einzelprobe</b>	Durchmesser 5 cm ausreichend	←	←
<b>Notwendigkeit, vertikale Subproben zu gewinnen</b>	Ja, Zerteilung in Subproben erforderlich: Jeweils 5 cm Mächtigkeit (upside up in den Extraktor)	←	← üblich: Streuschicht von Mineralboden trennen, getrennte Analyse der Gemeinschaften
<b>Behandlung der Probenahmestelle vor Probenentnahme</b>	Abgestorbenes Pflanzenmaterial liegen lassen	←	← höchstens Äste wegnehmen oder ausweichen
<b>Replikate pro Standort (Anzahl der Proben)</b> <sup>Fehler!</sup> <small>Textmarke nicht definiert.</small>	10 Kerne, räumlicher Bezug Vegetation und Bodenfauna muss hergestellt werden (5 m x 5 m kartierte Vegetationseinheit) Russell (2004) <sup>(c)</sup> : Ergebnisse einer Studie zu benötigter Anzahl, Verteilung, Abstand von Replikaten um einen repräsentativen Ausschnitt der Bodenbiozöosen zu erfassen: Für die Charakterisierung der für die Bioindikation wichtigsten Bodentiergruppen sind mindestens 10 Stichproben notwendig (um alle Hauptarten, Charakterarten und mindestens 80 % der Begleitarten zu erfassen)	(auf 5 x 5 m Vegetationseinheit bezogen) 10 Kerne	(auf 20 x 20 Vegetations-einheit) 10 Kerne
<b>Hinweise zum Transport, zur Aufbewahrung bis zur Bestimmung</b>	Transport und Klimatisierung (Kühlboxen mit Kühllakkus) in Kunststoffröhrchen, dicht verschlossen mittels Verschlusskappen Achtung!: Bodenmaterial nicht komprimieren, Kerne müssen intakt bleiben. Abstand zwischen Probenahme und Extraktion sollte nicht mehr als einige Tage dauern (optimal: innerhalb von 3 Tagen, möglich bis zu 7 Tage von Probenahme bis Extraktion)	←	←



<b>Methoden-kompatibilität zu anderen Organismengruppen</b>	Bodenphysik: beispielsweise Bodenfeuchte, Lagerungsdichte, Korngröße	←	←
	Bodenchemie: Vorsicht! Im Zuge der Austreibung der Mikroarthropoden aus den Kernen mittels Hitzeextraktion nimmt das Bodenmaterial unter anderem Temperaturen über 60 °C an → Eignung für beispielsweise Corg-Analysen ist damit fragwürdig		

Tabelle c Russell, D. J. (2004): „Feststellung und Modellierung der kurzfristigen Jahresdynamik und kleinräumigen Variabilität von endogäischen Insekten auf Boden-Dauerbeobachtungsflächen in Baden-Württemberg. Erhöhung der Aussagekraft des Monitoringprogramms in Rheinauen.“ Forschungsbericht FZKA-BWPLUS. <https://pudi.lubw.de/detailseite/-/publication/82221>

**Tab. d Nematoden – Empfehlungen zur Erfassungsmethode**

	Acker	Grünland	Wald
<b>Geräte/Materialien/ Methode zur Probenahme (beispielsweise Stechzylinder)</b>	<p>Bodenbohrer aus rostfreiem Stahl (wie Mikroarthropoden), Boden ausstechen und dann Proben- oder Horizont-genau (Messer, Lineal, Edding) umfüllen in Plastiktüten + Klipse</p> <p>Im Labor Nematoden mit Baermann-Verfahren <sup>(a)</sup> austreiben (= Nass-Extraktion mit Trichter, mit Schlauch und -klemme, Sieb, Milchfilter), Bodenprobe dazu wiegen, leicht mischen, nur circa 1 cm Boden auf Milchfilter legen, wiegen, hoch-rechnen, Rest für physikalisch-chemische Bodenanalysen oder ähnliches 3 Tage, absolut erschütterungsfrei, sonst Boden in den Proben, Extraktionsende: Klemme kurz voll öffnen und circa 10 ml Wasser mit den Nematoden über der Klemme entnehmen. Nicht alles Wasser entnehmen. Sonst kommt</p>	←	←



organisches Material in die Proben.

<b>Durchmesser/Maße Einzelprobe</b>	3,5 bis 5 cm	←	←
<b>Notwendigkeit, vertikale Subproben zu gewinnen</b>	bereits im Feld mit einem Messer vertikal in 5 cm Abschnitte unterteilen und in getrennte Plastikbeutel überführen	←	←
<b>Behandlung der Probenahmestelle vor Probenentnahme</b>	Oberirdische Pflanzenteile (grob) über dem Boden abschneiden (Schere) und entfernen, Wurzeln verbleiben in Boden/-probe; Wurzeln, die unten aus der Probe ragen, abschneiden, große Steine entfernen.	←	Lose Streuauflage und größere Moospolster vor Entnahme der Bodenprobe entfernen, sie können separat extrahiert werden, müssen aber nicht, sie enthalten ein komplett anderes Arteninventar.
<b>Replikate pro Standort (Anzahl der Proben) <sup>i</sup></b>	10 <sup>(b)</sup> (8 absolutes Minimum) (in homogenen landwirtschaftlich genutzten Habitaten wären 5 Proben gegebenenfalls ausreichend, aber für die Vergleichbarkeit sollten es in allen Lebensräumen gleich vorgegangen werden)		←
<b>Hinweise zum Transport, zur Aufbewahrung bis zur Bestimmung</b>	nach Probenahme rasch extrahieren, ideal schon am nächsten Tag, Boden zuvor maximal 3 Tage lagern, gekühlt bei 4 bis 8 °C, sonst Vermehrung! Nach Extraktion Nematoden töten durch plötzliche Hitze 60 °C (dazu wird kochendes Wasser in das Röhrchen im Verhältnis 1:1 gegeben und kurz geschwenkt), abstehen und abkühlen lassen, einengen auf wenige ml und mit 2 Tropfen TAF (Triethanolamin-Formalin Gemisch) bei 4 °C im Kühlschrank aufbewahren, TAF verhindert Bakterienwachstum und verstärkt die cuticulären	←	←



### Strukturen für die Bestimmung

<b>Methodenkompatibilität zu anderen Organismengruppen</b>	Überschüssiges Probenmaterial steht für chemisch-physikalische Analysen zur Verfügung; ← ←
	Da keine ungestörten Proben entnommen werden müssen, besteht die Möglichkeit überschüssiges, nicht für die Nematodenextraktion verwendetes Probenmaterial ebenfalls für die Analyse des Bodenmikrobioms zu nutzen

<sup>i</sup> (Annahme: Standort homogen hinsichtlich Lebensraumtyp, denn Ziel: lebensraumtypbezogene Erfassung; Annahme: Zurückgreifen auf BDF und BZE-Kulissen

BZE → 2827 m<sup>2</sup> (runde Flächen, r = 30 m)

BDF → 1000 m<sup>2</sup> (31,6 \* 31,6 m Kernfläche)

ii Anmerkung zum Boden-Dauerbeobachtungsprogramm: Die Zahl der Replikate ist je nach Bundesland unterschiedlich, da auch die Flächengröße unterschiedlich ist. In SH und HH ist die Flächengröße 31,60 x 31,60 m (1.000 m<sup>2</sup>), dort werden 10 Replikate entnommen. In Niedersachsen bestehen die BDF aus je 4 Kernflächen á 16 x 16m (256 m<sup>2</sup>) in einer größeren Gesamtfläche von beispielsweise 10.000 m<sup>2</sup> (variabel). Hier werden 12 Replikate beziehungsweise 3 je Kernfläche (die vier Kernflächen werden dann statistisch als 4 Replikate behandelt) entnommen. Dies gilt in den betreffenden Bundesländern für Regenwürmer und Kleinringelwürmer (Enchyträen). Wegen der Kombination mit zerstörungsintensiver Regenwurmerfassung in obigen Bundesländern Probenpunkte außerhalb der BDF-Kernflächen.



## Zusammenfassung für das zu entwickelnde Sampling Design

### Replikate je Standort

	Acker	Grünland	Wald
<b>Regenwürmer</b>	6–8	6–8	6–8
<b>Enchyträen</b> (bezüglich BDF 1000 m <sup>2</sup> )	10	10	10
<b>Mikroarthropoden</b>	10	10	10
<b>Bodenmikrobiom</b>	4–5	4–5	4–5
<b>Nematoden</b>	5	(8–) 10	(8–) 10
gegebenenfalls mehrere Einstiche für eine Probe vereinigen	gegebenenfalls für Vergleichbarkeit anpassen)		

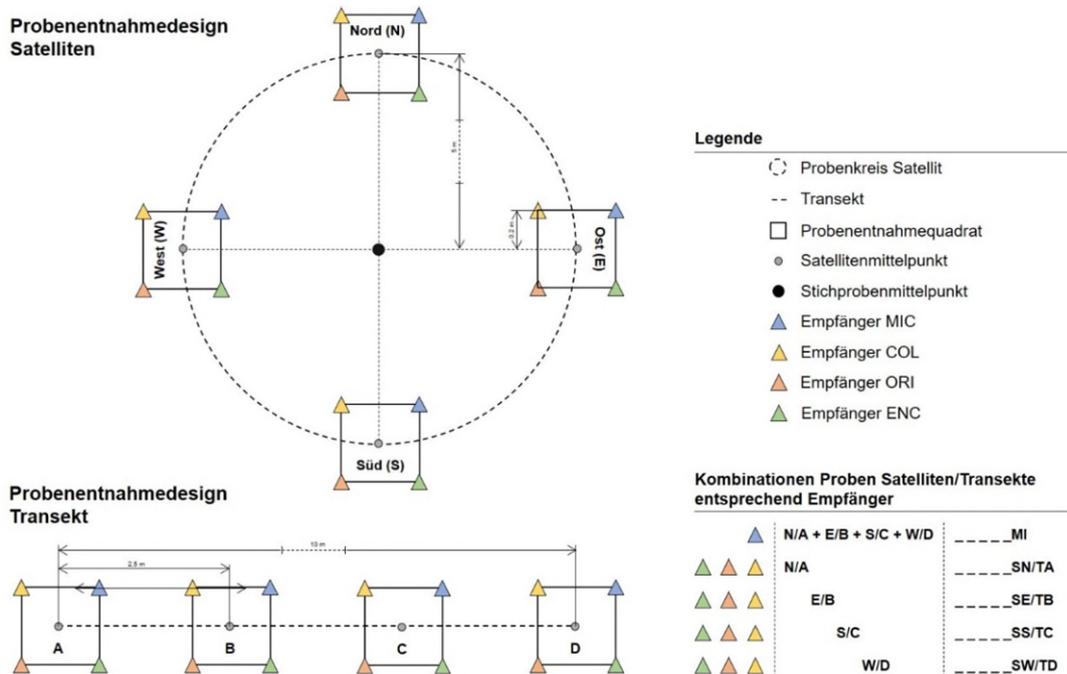


Abb. 1: Probenahmedesign der Biologischen Bodenzustandserhebung im Wald (BBZE). Im in Entwicklung befindlichen NaBioWald-Konzept wird dieses Probenahmedesign für das Modul Bodenbiodiversität vorgeschlagen (Stand Oktober 2024). (<https://www.thuenen.de/de/fachinstitute/waldoekosysteme/arbeitsbereiche-neu/oekologie-walddynamik/projekte-initiativen/nationales-biodiversitaetsmonitoring-im-wald>)

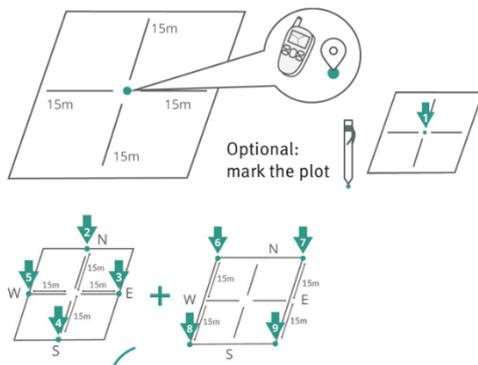


Abb. 2: Probenahmedesign gemäß SoilBON-Protokoll. (<https://soilbonfoodweb.org/protocols-and-manuals>)