

Schnellbewertung der Biodiversität
in Waldökosystemen

*Rapid Biodiversity Assessment in
Forest Ecosystems*

Version 2025

trittsteinbiotope

Erhebungsmanual

Handbuch für das Monitoring
von Standard-Plot-Erhebungen in Trittsteinbiotopen

JANINE OETTEL
OWEN BRADLEY
CORNELIA AMON
MARTIN STEINKELLNER
FREDERIK SACHSER
ROBIN SANDFORT
CHRISTOPH LEEB
KATHARINA LAPIN

Inhaltsverzeichnis

Einleitung	5
Monitoring Konzept	5
Standard-Plot Erhebung	7
1.1 Flächen- und Bestandesbeschreibung.....	9
1.1.1 Fotos.....	9
1.1.2 GPS.....	9
1.1.3 Seehöhe	9
1.1.4 Hangrichtung (Exposition).....	9
1.1.5 Topographie, Mesorelief (100 x 100 m).....	10
1.1.6 Ausgangsgestein (Geologie).....	10
1.1.7 LFH-Horizont.....	10
1.1.8 Bodentiefe.....	10
1.1.9 Humusform.....	10
1.1.10 Bodenfeuchteklassen.....	11
1.1.11 Beobachtungen und Einflüsse.....	11
1.1.12 Waldbewirtschaftung.....	12
1.1.13 Waldtyp.....	12
1.2 Bestandesstruktur auf Plot-Level.....	14
1.2.1 Bestandesstruktur.....	14
1.2.1.1 Horizontale Struktur.....	14
1.2.1.2 Vertikale Struktur (Schichtigkeit).....	14
1.3 Stehende Bäume (lebend, tot, Stümpfe).....	15
1.3.1 Baumart.....	15
1.3.2 Azimut.....	15
1.3.3 Horizontaldistanz.....	15
1.3.4 Durchmesser	15
1.3.5 Baumhöhe.....	15
1.3.6 Status.....	16
1.3.7 Zersetzungsgrad.....	16
1.3.8 Absterbeursache.....	17
1.3.9 Kommentar.....	17
1.4 Baum-Mikrohabitate (TreMs).....	18
1.5 Liegende Bäume (tot).....	21
1.5.1 Baumart.....	22
1.5.2 Durchmesser.....	22
1.5.3 Status	22
1.5.4 Zersetzungsgrad.....	22
1.5.5 Absterbeursache.....	22
1.6 Vegetation	23
1.6.1 Deckung der Vegetationsschichten	23
1.6.2 Vertikale Struktur.....	24

1.7	Moose (Indikatorart).....	25
1.7.1	Vorkommen.....	25
1.7.2	Häufigkeit.....	25
1.7.3	Foto.....	25
1.8	Baumartenverjüngung und Verbiss.....	26
1.8.1	Verjüngung auf Totholz.....	26
1.8.1.1	Baumart.....	26
1.8.1.2	Höhenklasse.....	26
1.8.1.3	Verbiss.....	26
1.8.2	Verjüngung am Boden.....	26
1.8.2.1	Baumart.....	26
1.8.2.2	Höhenklasse.....	27
1.8.2.3	Verbiss.....	27
1.9	Pilze (Gruppen).....	28
1.9.1	Porlinge.....	28
1.9.2	Ständerpilze (Blätterpilze).....	28
1.10	Flechten (Gruppen).....	29
1.10.1	Wuchsformen.....	29
1.10.2	Deckung.....	29
1.10.3	Deckungsrichtung.....	29
1.11	Xylobionte Insekten (Familien).....	30
1.11.1	Insektenspuren.....	30
1.11.2	Häufigkeit.....	30
1.11.3	Durchmesser.....	30
1.11.4	Form.....	30
1.11.5	Bohrmehl.....	30
1.11.6	Fotos / Identifikation.....	30
1.12	Wirbeltiere (indirekte Nachweise).....	31
1.12.1	Artengruppe.....	31
1.12.2	Kategorie.....	31
1.13	Vögel, Fledermäuse und Eulen.....	32
1.14	Bodenbiodiversität.....	33
1.14.1	Bodenprofilbeschreibung.....	34
1.14.2	Probenahme für physikochemische Analysen.....	34
1.14.3	Kompositprobenahme für Bodenbiota (eDNA und PLFA).....	35
	Ausblick	36
	Literatur	37
	Anhang	38
	Anhang 1	38
	A1. Liste der Baumarten.....	38
	Anhang 2	39
	A2. Artdeckung in verschiedenen Skalen.....	39

Impressum

ISBN-978-3-903258-88-4

© Februar 2025

Alle Rechte liegen beim Bundesforschungs- und Ausbildungszentrum für Wald,
Naturgefahren und Landschaft

Presserechtlich für den Inhalt verantwortlich:

Peter Mayer, Bundesforschungs- und Ausbildungszentrum für Wald, Naturgefahren und
Landschaft (BFW), Seckendorff-Gudent-Weg 8, 1131 Wien, Österreich, Tel.: +43 1 87838 0;

Fax: +43 1 87838 1250

<http://bfw.ac.at>

Redaktion:

Janine Oettel, Owen Bradley, Cornelia Amon, Martin Steinkellner,
Frederik Sachser, Robin Sandfort, Christoph Leeb, Katharina Lapin

Lektorat:

Katharina Lapin, Janine Oettel

Grafik und Layout:

Gerald Schnabel

Fotos:

BFW

Einleitung

Dieses Handbuch wurde für die Durchführung einer „Schnellbewertung der Biodiversität“, englisch „Rapid Biodiversity Assessment“ (RBA) entwickelt, um den Erhebungsprozess im Rahmen des Trittsteinbiotope-Programms zu standardisieren. Die Gestaltung der Erhebungsmethoden ist daher auf die Programmziele zugeschnitten.

Hauptziel ist die Auswahl und Abgrenzung kleiner Waldflächen, die als Trittsteinbiotope innerhalb einer Matrix von bewirtschafteten Wäldern dienen und deren Vernetzung verbessern. Die Einrichtung von Trittsteinen dient als Vernetzung zwischen größeren Lebensräumen und soll die Migration von Arten ermöglichen, so dass sich die Arten leichter innerhalb der Landschaftsmatrix bewegen und ihr Lebensraumspektrum vergrößern können. Dies wird die Widerstandsfähigkeit der Waldökosysteme gegenüber Störungen und den Auswirkungen des Klimawandels erhöhen.

Die Erhebung von Daten zu Arten, Lebensgemeinschaften und Lebensräumen, die Aufschluss über die Erreichung der Projektziele geben, erfolgt - parallel zur „hypothesengeleiteten“ Forschung - im Rahmen der Schnellbewertung der biologischen Vielfalt.

Monitoring Konzept

Es wird ein Multi-Taxa-Ansatz verfolgt mit dem Ziel, möglichst viele Daten über den Zustand der biologischen Vielfalt zu sammeln. In das RBA wird eine Auswahl verschiedener Artengruppen einbezogen, die von der Erfassung von Säugetieren und Vögeln bis hin zu Informationen für die Bewertung der Waldstruktur reichen.

Die Erhebungsmethodik und die hier vorgestellten Parameter basieren auf den Erfahrungen verschiedener etablierter nationaler Monitoringsysteme in Österreich und berücksichtigen darüber hinaus, soweit möglich, internationale Standards. Die Methoden der Waldstrukturerhebung orientieren sich an der Österreichischen Waldinventur (Hauk et al., 2020) und dem Naturwaldreservatprogramm (Steiner et al., 2019), um vergleichende Analysen zu ermöglichen. Für die Erfassung von baumbezogenen Mikrohabitaten (TreMs) verwenden wir den umfassendsten internationalen Standard von Larrieu et al., (2018), überarbeitet von Bütler et al. (2020). Die Auswahl der Arten folgt Start-Clim2016 (Schindler et al., 2017). Ein Projekt, das priorisierte Monitoringmaßnahmen vorschlägt, um die Biodiversität unter veränderten Klimabedingungen zu bewerten. Dementsprechend wurden Bäume und Gefäßpflanzen priorisiert, während Pilze, Bodenorganismen, Moose und Käfer für das Monitoring in Wäldern empfohlen wurden.

Aufgrund der großen Anzahl der im Rahmen des Projekts erfassten Standorte – ca. 500 in mehreren österreichischen Bundesländern – verfolgen wir in unserer Methodik zwei unterschiedliche Ansätze. Es werden Standard- und Intensiv-Erhebungen durchgeführt. Standarderhebungen werden an allen Standorten durchgeführt, um grundlegende Informationen zu erhalten (repräsentative Stichproben). Intensive Erhebungen werden (zusätzlich) an einer kleinen Anzahl von Standorten durchgeführt, die auf klare Forschungsfragen ausgerichtet sind (hypothesengeleiteter Ansatz).

Bei **Standard Erhebungen** werden Informationen gesammelt, die zum Zeitpunkt der Probenahme unmittelbar erfasst werden können (ohne Fallen oder andere Instrumente zur Erfassung von Arten im Laufe der Zeit); dazu gehören Daten über xylobionte Insekten, mehrjährige Pilze und Wirbeltiere. Neben der Erfassung von Daten, die direkt das Vorhandensein und die Häufigkeit dieser taxonomischen Gruppen zeigen, werden auch andere Parameter als indirekte Mittel zur Messung des Zustands der biologischen Vielfalt erfasst. Einige dieser indirekten Parameter, die auch als „Indikatoren“ bezeichnet werden, liefern zusätzliche Informationen über die biologische Vielfalt.

Auf einem kleinen Teil der Projektflächen (ca. 10 %) werden zusätzlich **Intensiv Erhebungen** durchgeführt, bei denen eine größere Anzahl an Parametern mit höherem Detaillierungsgrad erfasst wird. Dazu gehören die Erfassung von Säugetieren und Vögeln, eine detailliertere Dokumentation von Pilzen und Insekten sowie die Entnahme von Proben zur Bestimmung der Bodenorganismen.

Standard-Plot Erhebung

Die Erhebungen auf den Standardflächen beziehen sich auf drei verschiedene Maßstäbe:

- das Trittsteinbiotop (Standort- und Waldbestandsparameter),
- ein Probekreis (Plot) von 300 m² ($r = 9,77$ m) für Bäume mit Brusthöhendurchmesser (BHD) ≥ 5 cm, einschließlich eines kleineren Kreises ($r = 2,5$ m) für Bäume mit einem BHD < 5 cm und
- eine quadratische Probefläche von 400 m² (20 m x 20 m) für Vegetationsaufnahmen einschließlich kleinerer Quadranten für die Baumverjüngung. Baumverjüngung mit einer Höhe von ≤ 50 cm wird auf einer Probefläche von 5 m² (2,24 m x 2,24 m) und mit einer Höhe von > 50 cm bis 130 cm auf einer Probefläche von 25 m² (5 m x 5 m) erfasst.

Um die ökologischen Eigenschaften verschiedener Trittsteinbiotopie zu bewerten, werden unterschiedliche Erhebungsmethoden je nach ihrer Größe und Geometrie angewendet.

Kleine Trittsteinbiotopie	(0,5 bis < 2 ha)	Für Gebiete dieser Größe wird ein Standard-Plot eingerichtet, der das gesamte Gebiet repräsentiert.
Mittlere Trittsteinbiotopie	(2 ha bis < 5 ha)	Der erste Standard-Plot wird repräsentativ für das Gebiet ausgewählt. Weitere Plots werden mindestens 100 Meter vom ersten Plot entfernt und innerhalb der Pufferzone eingerichtet.
Größere Trittsteinbiotopie mit ungünstiger Geometrie	(5 ha oder mehr)	Für Trittsteinbiotopie größer als 5 ha und mit ungünstiger Geometrie wird dieselbe Methode wie bei mittleren Trittsteinen angewendet. Dies gewährleistet repräsentative Probeflächen.
Größere Trittsteinbiotopie mit günstiger Geometrie	(5 ha oder mehr)	Für Trittsteinbiotopie mit einer Größe von mindestens 5 ha und einer günstigen Geometrie, wird ein systematisches Raster von Standard-Plots etabliert. Diese Plots sind regelmäßig in Abständen von 100 x 100 Metern über das Gebiet verteilt (Statistik Austria, 2023).
Pufferzonen		Für Trittsteinbiotopie kleiner als 10 ha wird eine Pufferzone von 30 Metern entlang des Randes des Trittsteinbiotops berücksichtigt. Für Trittsteinbiotopie mit einer Größe von 10 ha oder mehr wird eine Pufferzone von 50 Metern festgelegt. In diesen Pufferzonen werden keine Untersuchungen durchgeführt.

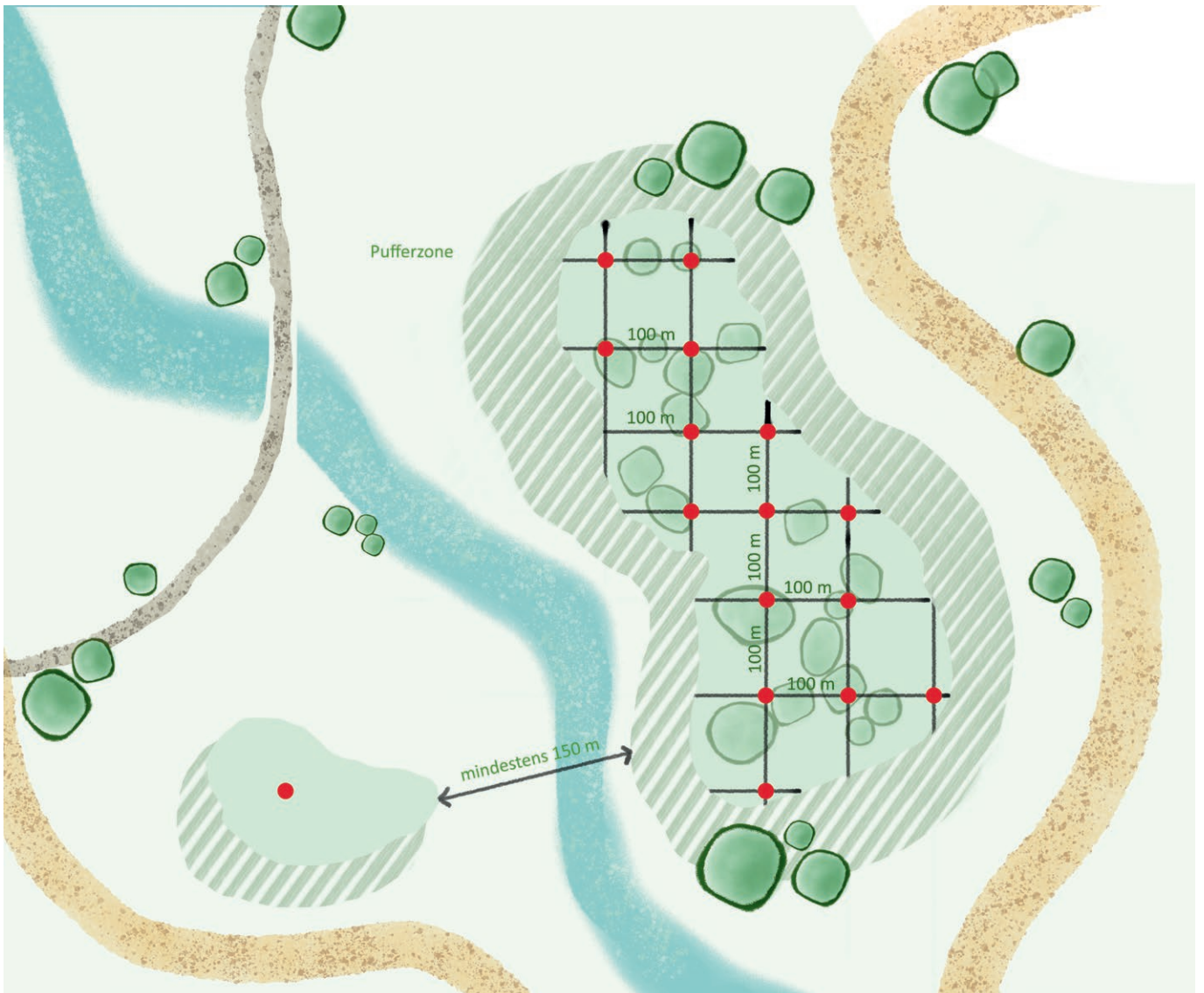


Abbildung 1: Schema kleiner (>0,5 - 5 ha) und großer (>5 ha) Trittsteinbiotope. Für kleine Trittsteinbiotope wird ein Standard-Plot etabliert, der das Gebiet repräsentiert, während für große Trittsteinbiotope ein systematisches Raster von Standard-Plots mit einer Rasterzellen-Größe von 100 x 100 m eingerichtet wird. In den Pufferzonen werden keine Untersuchungen durchgeführt.

Wenn ein Plot nicht zugänglich ist (Felsen, steiler Hang), kann er um 20 m in eine der vier Hauptrichtungen verlegt werden. In diesem Fall wird die für das Trittsteinbiotop repräsentative Richtung gewählt und das Verfahren protokolliert. Ist es nicht möglich, den Plot zu verlegen (nicht repräsentativ oder nicht zugänglich), entfällt der Plot.

Der Probekreis wird so angelegt, dass der Mittelpunkt dauerhaft mittels Eisenrohr und Holzpflock markiert wird. Die erste Ecke des Vegetationsplots wird ebenfalls mittels Holzpflocks markiert. Sowohl der Mittelpunkt des Probekreises als auch der markierte Eckpunkt Vegetationsplots werden per GPS (< 5 m Genauigkeit) gespeichert.

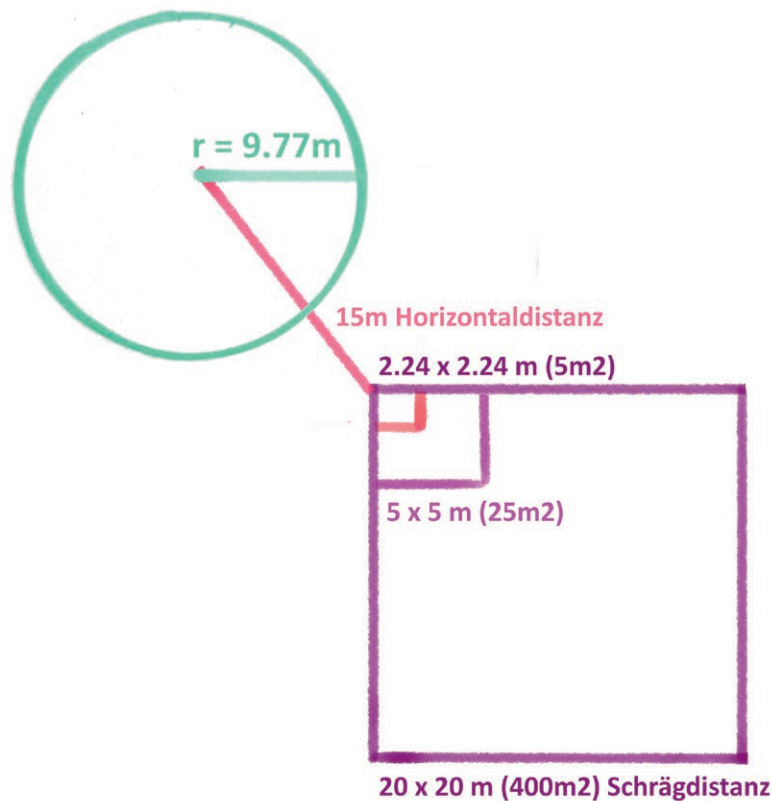


Abbildung 2: Schema des Standard-Plots mit verschiedenen Untersuchungsskalen, Kreisflächen (für Waldstruktur und Probebäume) und Rechteckflächen (für die Vegetations- und Verjüngungserhebung).

1.1 Flächen- und Bestandesbeschreibung

1.1.1 Fotos

Es sind drei Fotos der Probefläche zu machen, die die Fläche und die Schwerpunktthemen dokumentieren.

- 01** Foto 1: Panoramafoto, aufgenommen vom Plot-Zentrum aus, mit Blickrichtung Norden (markiert mit Maßband) und im Uhrzeigersinn drehend
- 02** Foto 2: Besonderheit auf der Fläche
- 03** Foto 3: Besonderheit auf der Fläche

1.1.2 GPS

Jedes Plot-Zentrum und der rechte untere Eckpunkt des Vegetations-Plots sind mittels GPS (< 5 m Genauigkeit) mit einem Garmin GPSMAP®-Gerät zu speichern.

1.1.3 Seehöhe

Für das Plot-Zentrum ist die Höhe in m ü. NN mit dem Garmin GPSMAP®-Gerät zu bestimmen.

1.1.4 Hangrichtung (Exposition)

Die Exposition (in Gon) ist für das Plot-Zentrum unter Verwendung der Suunto-Bussole anzugeben.

1.1.5 Topographie, Mesorelief (100 x 100 m)

Das Mesorelief ist einer der drei folgenden Kategorien zuzuordnen:

- 01 Abtragungszone (Eintrag < Austrag)
- 02 neutrale Zone (Eintrag = Austrag)
- 03 Akkumulationszone (Eintrag > Austrag)

1.1.6 Ausgangsgestein (Geologie)

Das Ausgangsgestein wird mit Hilfe der digitalen Karte der Geologischen Bundesanstalt (2023) bestimmt, die auf den Daten von Schuster et al. (2015) basiert.

1.1.7 LFH-Horizont

Die durchschnittliche Dicke (in mm) der Schichten ist zu bestimmen. Es sind ein bis drei repräsentative Messungen durchzuführen und zu mitteln.

- 01 L-Schicht (Streu)
- 02 F-Schicht (Fermentierte Streureste)
- 03 H-Schicht (Humus)

1.1.8 Bodentiefe

„Pürckhauer“ so oft in den Boden schlagen, bis das Ausgangsgestein erreicht wird und eine repräsentative Bodentiefe (in mm) bestimmt werden kann.

- 01 Bodentiefe in mm

1.1.9 Humusform

Die Einstufung der Humusform erfolgt in 7 Kategorien.

Mull

Kennzeichnend für die periodische Abwesenheit einer Ansammlung von organischen Stoffen an der Oberfläche aufgrund des schnellen Zersetzungsprozesses und der Vermischung von der organischen Substanz und des mineralischen Bodenmaterials durch Bioturbation. Bei Mullhumus gibt es entweder keine oder eine sehr dünne fermentierte Streuschicht (F-Schicht).

mullartiger Moder / moderartiger Mull

Deutliche Hinweise auf die Aktivität der Bodenorganismen, Humus und Mineralstoffe sind mehr oder weniger miteinander vermischt. Es gibt jedoch keine Vermischung von Humus und Tonsubstanz.

Moder

Stärker zersetzt als Rohhumus, aber gekennzeichnet durch eine Schicht organischer Substanz über dem Mineralboden mit einer diffusen Grenze zwischen der Schicht organischer Substanz und dem A-Horizont, wobei eine Schicht schwer von der anderen zu trennen ist. Er entwickelt sich unter mäßig nährstoffarmen Bedingungen, in der Regel in einem kühlen, feuchten Klima.

Rohhumus

Gewöhnlich dicke (5-30 cm) Anhäufung organischer Substanz, die aufgrund des Mangels an Zersetzern weitgehend unverändert bleibt. Diese Art von organischer Substanzschicht entwickelt sich in extrem nährstoffarmen und grob strukturierten Böden unter einer Vegetation, die eine schwer zersetzbare Streuschicht über einem dünnen A-Horizont bildet.

Hydromorpher Humus

Fettige, feuchte Humusform, die unter dem Einfluss von Wasser entsteht; Fäulnishumusbildung; schwarze Farbe, charakteristischer „Torfgeruch“. Mächtigkeit der organischen Schicht weniger als 30 cm.

Torf

Praktisch keine biologische Zersetzungsaktivität, periodische Vernässung, organisches Material macht ca. 70% des Gesamtvolumens aus.

keine Humusform ansprechbar

1.1.10 Bodenfeuchteklassen

Die Einstufung erfolgt anhand der gelisteten Kategorien an Feuchteklassen:

- 01 Trocken
- 02 Mäßig trocken
- 03 Mäßig frisch
- 04 Frisch
- 05 Sehr frisch
- 06 Feucht
- 07 Nass

1.1.11 Beobachtungen und Einflüsse

Beobachtungen und Einflüsse beinhalten Faktoren, die sich auf die Standortbedingungen, die Wildökologie und andere Aspekte, die die Bestandesdynamik beeinflussen (Düggelin et al., 2020). Die folgenden Kriterien werden berücksichtigt, sofern sichtbar von

- 01 Trittsteinbiotop-Grenze (bei der Abgrenzung)
- 02 Plot-Zentrum (bei der Erhebung)

Die Entfernung zur Trittsteinbiotop-Grenze oder zum Plot-Zentrum wird in den folgenden Kategorien geschätzt:

- 01 < 10 m
- 02 10-24 m
- 03 25-50 m
- 04 51-100 m

1.1.11.1 Kategorien

- 01 Forststraße (befestigter Fahrweg, auch asphaltierte Straße)
- 02 Wanderweg (unbefestigter Fahrweg)
- 03 Rückegasse

- 04 Jagdeinrichtung (Hochsitz, Fütterung, Salzlecke, Pirschsteig, Schussschneise)
- 05 Ameisenhügel
- 06 Stehendes Gewässer (zum Zeitpunkt der Aufnahme Wasser führend)
- 07 Fließendes Gewässer (zum Zeitpunkt der Aufnahme Wasser führend)
- 08 Nassstellen (Wasser- oder Schlammstellen inkl. Kleinstgewässer)
- 09 Geländeform (Geländeabbrüche, wie Gräben, Felswände)
- 10 Waldaußenrand (Rand zu anderen Lannutzungsformen)
 - a. Feld
 - b. Wiese und Weide,
 - c. Straße
 - d. Gewässer
- 11 Waldinnenrand (deutlich sichtbarer Bestandeswechsel außerhalb Trittsteinbiotops)
 - a. Jungwuchs (< 2 m Baumhöhe)
 - b. Jungbestand (≥ 2 m Baumhöhe, BHD < 12 cm)
 - c. Schwaches Baumholz ($12 \leq \text{BHD} < 30$ cm)
 - d. Mittleres Baumholz ($30 \text{ cm} \leq \text{BHD} < 50$ cm)
 - e. Altbestand (BHD ≥ 50 cm)
- 12 Störungen (<5 Jahre zurückliegend und die Vegetationsentwicklung beeinflussend)
 - a. Windwurf (mehr als 2 Bäume)
 - b. Wind- oder Schneebruch (mehr als 2 Bäume)
 - c. Borkenkäferbefall (mehr als 2 Bäume)
 - d. Lawinen
 - e. Muren
- 13 Sonstige
 - a. Beschreibung

1.1.12 Waldbewirtschaftung

Die frühere Waldbewirtschaftung wird für das Trittsteinbiotop anhand der Bestandsstruktur und der Indikatoren (Anzahl der Bäume, Verjüngung) eingestuft. Diese ist weiterhin im Gespräch mit dem Waldeigentümer zu erfragen.

- 01 keine Bewirtschaftung (keine Baumstümpfe)
- 02 Einzelstammweise Nutzung (einzelne Stümpfe)
- 03 Flächige Nutzung (Kahlschlag, gleichmäßig verteilte Stümpfe)

1.1.13 Waldtyp

Anhand von soziologisch-ökologischen Aspekten wird der Waldtyp (Assoziation) bestimmt. In Anlehnung an die Klassifikation der Österreichischen Waldinventur (Hauk et al., 2020) wird unterschieden zwischen:

- 01 Lärchen-Zirbenwald
- 02 Lärchenwald
- 03 Subalpiner Fichtenwald
- 04 Montaner Fichtenwald
- 05 Fichten-Tannenwald
- 06 Fichten-Tannen-Buchenwald
- 07 Buchenwald
- 08 Eichen-Hainbuchenwald
- 09 Bodensaurer Eichenwald (Stiel- und/oder Traueneiche)

- 10 Thermophiler Eichenwald (Flaumeichenwald)
- 11 Kiefern-Stieleichenwald
- 12 Lindenmischwald
- 13 Bergahornwald
- 14 Bergahorn-Eschenwald
- 15 Bacheschenwald
- 16 Schwarzerlen-Eschenwald
- 17 Schwarzerlen-Bruchwald
- 18 Grauerlenwald (-Buschwald, -Auwald)
- 19 Grünerlengebüsch
- 20 Spirkenwald
- 21 Latschengebüsch
- 22 Weißkiefern-Birken-Moorwald
- 23 Karbonat-Kiefernwald
- 24 Silikat-Kiefernwald
- 25 Schwarzkiefernwald
- 26 Weichholzau
- 27 Gauerlenwald
- 28 Hartholzau

1.2 Bestandesstruktur auf Plot-Level

1.2.1 Bestandesstruktur

Sowohl die horizontale als auch die vertikale Strukturvielfalt werden auf der Erhebungsfläche erfasst. Die **horizontale Strukturvielfalt** wird über den Kronenschlussgrad geschätzt, der beschreibt, wie hoch die Kronenüberschirmung des Bodens ist (Keller et al., 2013). Dabei wird die oberste Schicht mit einem Kronenschluss von mindestens 3/10 angesprochen. Bei der Bewertung werden auch Sträucher berücksichtigt.

Die **vertikale Strukturvielfalt** wird über die Ausprägung der **Vegetationsschichten** eines Bestandes beurteilt und kann als Standardabweichung der gemessenen Baumhöhen nach Mura et al. (2015) berechnet werden.

1.2.1.1 Horizontale Struktur

- 01 Gedrängt - Baumkronen greifen ineinander über und bedrängen sich
- 02 Geschlossen - Baumkronen berühren sich, bedrängen sich jedoch nicht
- 03 Locker - zwischen den Baumkronen ist Platz für weniger als eine weitere Krone
- 04 Licht - zwischen den Baumkronen ist Platz für eine weitere Krone.
- 05 Räumdig - zwischen den Baumkronen ist Platz für mehrere Kronen.
- 06 Geklumpt - Gehölzgruppen mit geschlossenem Schlussgrad ohne Verbindung zueinander (bspw. Rottenstruktur)

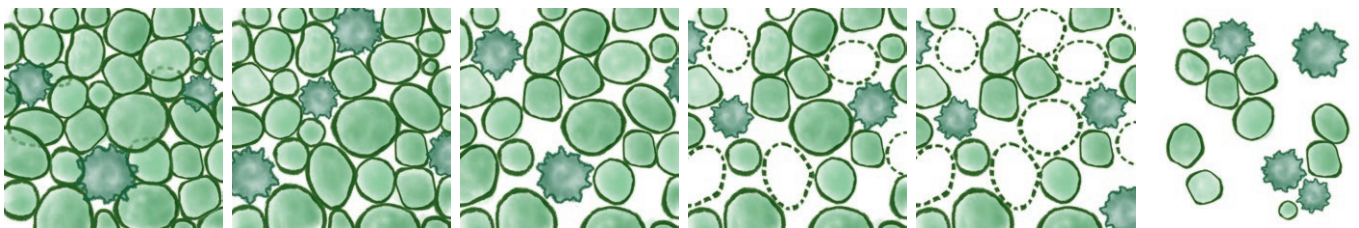


Abbildung 3: Schema der 6 Kategorien der Horizontalstruktur von 'gedrängt' (links) bis 'geklumpt' (rechts).

1.2.1.2 Vertikale Struktur (Schichtigkeit)

01 Plenterstruktur vorhanden

- a. Ja
- b. Nein



Abbildung 4: Schema der vertikalen Struktur Kategorie "Plenterstruktur".

1.3 Stehende Bäume (lebend, tot, Stümpfe)

Alle **lebenden Bäume ab einer Höhe von 1,3 m** und einem BHD von $< 5,0$ cm werden auf einem kleinen Probekreis (horizontaler Radius von 2,5 m) nach Hauk et al. (2020) erfasst. Alle **lebenden** Bäume mit einem **BHD von $\geq 5,0$ cm** und alle **toten** Bäume ab einem **BHD $\geq 10,0$ cm** werden auf einem großen Probekreis (horizontaler Radius von 9,77 m) erfasst. Die zu erhebenden Parameter variieren je nach BHD.

Teilt sich ein Baum unterhalb von 1,3 m in zwei gleichstarke senkrechte Triebe (Gabel/Zwiesel), werden die Stämme als zwei separate Bäume gezählt. Erfolgt die Teilung oberhalb einer Höhe von 1,3 m, wird der Baum als ein Individuum gezählt.

1.3.1 Baumart

Die Baumart wird für alle lebenden Bäume ab einer Höhe von 1,3 m und für alle toten Bäume ab einem mittleren Durchmesser oder BHD $\geq 10,0$ cm bestimmt. Eine Liste der Baumarten findet sich in Anhang I.

1.3.2 Azimut

Für alle Bäume mit einem **BHD $\geq 10,0$ cm** wird der Azimut (in Gon) mittels Bussole vom Plot-Zentrum gemessen. Die Richtung bezieht sich auf die Probestamm-Mitte in 1,3 m Höhe (vom Plot-Zentrum gesehen).

1.3.3 Horizontaldistanz

Für alle Bäume mit einem **BHD $\geq 10,0$ cm** wird die Horizontaldistanz (in cm) mittels Laser-Distanzmessgerät (Leica), Vertex oder Maßband vom Plot-Zentrum gemessen. Die Distanz bezieht sich auf die Mitte der Stammachse in 1,3 m Höhe.

1.3.4 Durchmesser

Für alle lebenden Bäume ab einem **BHD $\geq 5,0$ cm** wird der Durchmesser (in mm) mittels Pi-Band in Brusthöhe (Höhe $\geq 1,3$ m) gemessen.

Für alle toten Bäume ab einem Durchmesser $\geq 10,0$ cm mit einer Höhe $< 1,3$ m (Stümpfe) wird der Durchmesser (in mm) als Mittendurchmesser (halbe Höhe) mittels Kluppe (kreuzweise) gemessen und der Mittelwert verwendet.

Für alle toten Bäume ab einem Durchmesser $\geq 10,0$ cm mit einer Höhe $\geq 1,3$ m wird der Durchmesser (in mm) mittels Pi-Band in Brusthöhe (Höhe $\geq 1,3$ m) gemessen.

1.3.5 Baumhöhe

Für alle lebenden Bäume ab einem **BHD $\geq 5,0$ cm und bis BHD $< 10,0$ cm** wird eine repräsentative Höhe (in cm) mittels Vertex je Baumart gemessen.

Für alle lebenden und toten Bäume ab einem **BHD $\geq 10,0$ cm** wird jede Baumhöhe (in cm) mittels Vertex oder Zollstock (Stümpfe) gemessen.

1.3.6 Status

Für alle lebenden Bäume ab einem BHD ≥ 5.0 cm und alle toten Bäume ab einem BHD $\geq 10,0$ cm mit einer Höhe ≥ 1.3 m wird visuell der Status anhand einer adaptierten Klassifikation von Hunter (1990) angesprochen.

- 01 Lebend, gesund
- 02 Lebend, krank
- 03 Absterbend, Borke vorhanden, Feinäste (<3 cm vorhanden)
- 04 Tot, Borke vorhanden, Feinäste vorhanden
- 05 Tot, Borke löst sich, Großteil der Feinäste fehlend
- 06 Tot, Borke löst sich, keine Feinäste vorhanden
- 07 Tot, weniger als die Hälfte der Gesamthöhe gebrochen
- 08 Tot, mehr als die Hälfte der Gesamthöhe gebrochen



Abbildung 5: Acht Stadien des Status stehender Bäume von ‚lebendig und gesund‘ (links) bis ‚tot - mehr als die Hälfte der Baumhöhe gebrochen‘ (rechts) basierend auf einer Anpassung der Klassifizierung von Hunter (1990).

1.3.7 Zersetungsgrad

Für alle toten Bäume ab einem BHD $\geq 10,0$ cm mit einer Höhe < 1.3 m (Stümpfe) wird der Zersetungsgrad mit einer Messerprobe anhand einer adaptierten Klassifikation von Keller et al. (2013) angesprochen.

- 01 Frisch tot, unzersetzt
- 02 Beginnende Zersetzung, Messer dringt in Faserrichtung schwer ein
- 03 Fortgeschrittene Zersetzung, Messer dringt nicht quer zur Faserrichtung ein
- 04 Starke Zersetzung, Messer dringt in und quer zur Faserrichtung leicht ein
- 05 Sehr starke Zersetzung, Humus ohne Holzstruktur, locker und pulvrig



Abbildung 6: Fünf Zersetungsgrad-Stadien von ‚frisch tot‘ bis ‚sehr stark zersetzt‘, bewertet mit einem Messer, basierend auf der Klassifizierung von Keller et al. (2013).

1.3.8 Absterbeursache

Nach Möglichkeit ist für alle erhobenen toten Bäume eine Absterbeursache zu klassifizieren.

- 01 anthropogen (Sägespuren erkennbar)
- 02 Windwurf
- 03 Schneebruch
- 04 Konkurrenz
- 05 Altersbedingt
- 06 Borkenkäferbefall
- 07 Pilzbefall
- 08 unbekannt

1.3.9 Kommentar

Allgemeine Kommentarmöglichkeit je Baum

Tabelle 1: Übersichtstabelle der stehenden lebenden und toten Bäume (einschließlich Baumstümpfe) mit den entsprechenden Bewertungen.

Stehende Bäume				
Baumeigenschaften	Höhe < 1.3 m (Stümpfe)	Höhe ≥ 1.3 m		
Probeflächengröße	R = 9.77 m	R = 2.5 m	R = 9.77 m	R = 9.77 m
Baumart	x	x	x	x
Durchmesser*	MDM	BHD < 5.0 cm	5.0 cm ≥ BHD < 10.0 cm	BHD ≥ 10.0 cm
Baumhöhe	x		eine repräsentative je Baumart	x
Anzahl		x		
Azimet/Distanz				x
Status lebend		x	x	x
Status tot	x			x
Zersetzungsgrad	x			x
TreMs				x

*Mittendurchmesser (MDM), Bursthöhendurchmesser (BHD)

1.4 Baum-Mikrohabitate (TreMs)

Mikrohabitate (engl. Tree-related Microhabitats, im Folgenden abgekürzt als TreMs) sind klar abgegrenzte, baumbezogene Strukturen, auf die viele verschiedene, teilweise hochspezialisierte Tier-, Pflanzen-, Flechten- und Pilzarten zumindest für einen Teil ihres Lebenszyklus angewiesen sind (Bütler et al., 2020; Kraus et al., 2016; Larrieu et al., 2014).

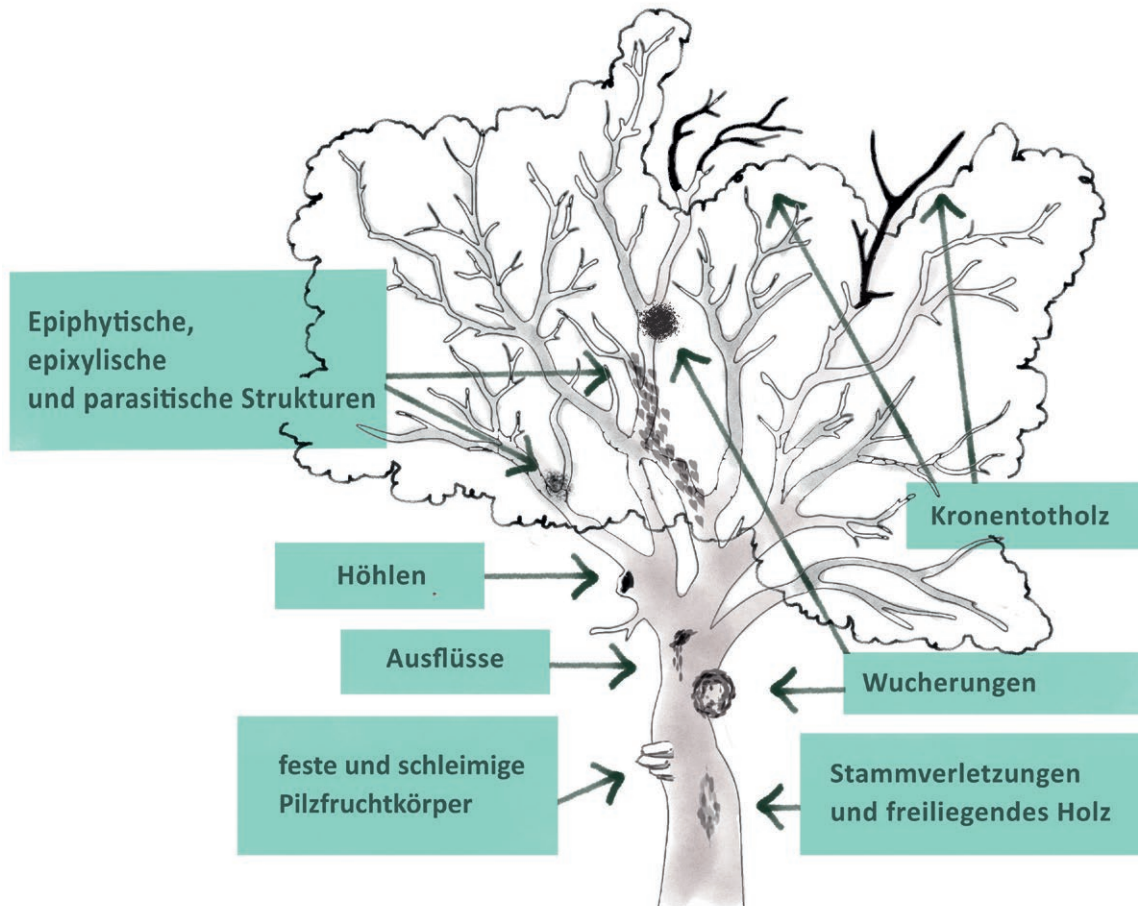


Abbildung 7: Übersicht der Kategorien von baumbezogenen Mikrohabitaten an einem Habitatbaum (aus Bütler et al. (2020))

In Anlehnung an die standardisierte Inventurmethode von Larrieu and Bouget (2016), die von Bütler et al. (2020) überarbeitet wurde, werden alle lebenden und toten Bäume mit einem BHD $\geq 10,0$ cm des Plots auf TreMs hin untersucht. Dazu wird jeder Baum mit einem Fernglas von allen Seiten inspiziert. Die Erhebung folgt der Typologie:

01 Spechthöhlen

- Kleine Bruthöhle, Höhleneingang < 4 cm
- Mittlere Bruthöhle, Höhleneingang 4-7 cm
- Große Bruthöhle, Höhleneingang > 10 cm
- Höhlenetage (> 3 Höhlen untereinander, mit Höhleneingang > 3 cm)

02 Mulmhöhlen

- a. Mulmhöhle mit Bodenkontakt (> 10 cm Durchmesser)
- b. Mulmhöhle ohne Bodenkontakt (> 10 cm Durchmesser)
- c. halboffene Mulmhöhle (> 30 cm Durchmesser)
- d. hohler Stamm (Kamin) mit/ohne Bodenkontakt (> 30 cm Durchmesser)
- e. Asthöhle (> 10 cm Durchmesser, > 50 cm tief)

03 Insektenfraßgänge und Bohrlöcher (> 2cm Durchmesser oder > 300 cm² Fläche)

04 Dentrotelmen und andere Vertiefungen

- a. Dendrotelm (wassergefüllte Baumhöhle) (> 15 cm Durchmesser)
- b. Große Specht-Fraßlöcher (>10 cm Durchmesser und > 10 cm tief)
- c. Kleine Specht-Fraßlöcher (<10 cm Durchmesser und min 3 Fraßlöcher)
- d. Rindenbedeckte Einbuchtung am Stamm (> 10 cm Öffnung and > 10 cm Tiefe)
- e. Stammfußhöhle (> 10 cm Breite und Dachneigung > 45°)

05 Verletzungen und freiliegendes Holz - Splintholz

- a. Rindenverlust (> 300 cm² Fläche)
- b. Rindenbrand (> 600 cm² Fläche)
- c. Rindentasche Öffnung unten (min 1 cm offen, > 10 cm breit und < 10 cm lang)
- d. Rindentasche Öffnung oben (min 1 cm offen, > 10 cm breit und < 10 cm lang)

06 Verletzungen und freiliegendes Holz - Splint- und Kernholz

- a. Stammbruch (min. Durchmesser an der Bruchstelle > 20 cm)
- b. Starkastbruch (offenes Kernholz)
- c. Riss/Spalte (> 30 cm lang, > 1 cm breit, 10 cm tief)
- d. Blitzrinne (> 30 cm lang, > 1 cm breit, 10 cm tief)
- e. Zwieselriss (> 30 cm lang)

07 Kronentotholz

- a. abgestorbener Starkast (> 10 cm Durchmesser oder > 3 cm Durchmesser und > 10 % der Krone)
- b. abgestorbener Kronenteil (> 10 cm Durchmesser)
- c. abgebrochener Starkast (> 20 cm Durchmesser und > 50 cm Länge)

08 Hexenbesen und Wasserreiser

- a. Hexenbesen (> 50 cm Durchmesser)
- b. Wasserreiser (> 5 Zweige)

09 Maserknollen und Krebse

- a. Maserknolle (> 20 cm Durchmesser, ohne Faulstellen)
- b. Krebs (> 20 cm Durchmesser, mit Faulstellen)

10 Pilze (Gruppen)

- a. Mehrjährige Porlinge (> 5 cm Durchmesser)
- b. Einjährige Porlinge (> 5 cm Durchmesser oder Gruppe von > 10)
- c. Ständerpilze (> 5 cm Durchmesser oder Gruppe von > 10)
- d. Große (Schlauchpilze) (> 3 cm Durchmesser oder Fläche > 100 cm²)
- e. Myxomyceten (Schleimpilze) (> 5 cm Durchmesser)

11 Epiphyten (> 10% des Stammes bedeckt)

- a. Moose oder Lebermoose (in 4 Deckungsstufen: 11-25, 26-50, 51-75, 76-100%)
- b. Krustenflechten (in 4 Deckungsstufen: 11-25, 26-50, 51-75, 76-100%)
- c. Blattflechten (in 4 Deckungsstufen: 11-25, 26-50, 51-75, 76-100%)
- d. Strauchflechten (in 4 Deckungsstufen: 11-25, 26-50, 51-75, 76-100%)
- e. Efeu oder Lianen (in 4 Deckungsstufen: 11-25, 26-50, 51-75, 76-100%)
- f. Farne (> 5 Farnwedel)
- g. Misteln (> 20 cm Durchmesser)

12 Nester

- a. Nest von Wirbeltieren (> 10 cm Durchmesser)
- b. Nest von Wirbellosen (> 10 cm Durchmesser)

13 Mikroböden

- a. Mikroboden (Rinde)
- b. Mikroboden (Krone)

14 Saft- oder Harzfluss

- a. Aktiver Saftfluss (> 10 cm Länge)
- b. Aktiver Harzfluss (> 10 cm Länge)

1.5 Liegende Bäume (tot)

Zur Erhebung von liegenden, toten Bäumen wird eine Linien Transekt-Methode angewandt (Van Wagner, 1968; Keller et al., 2013; Roth et al., 2003). Hierzu werden ausgehend vom Plot-Zentrum 4 Linien in die Haupthimmelsrichtungen zu je 11.0 m Länge eingemessen. Ausgehend vom Mittelpunkt werden ab dem ersten Meter sämtliche toten Bäume, die die Linie schneiden **ab einem Durchmesser ≥ 10.0 cm** (am Schnittpunkt) erhoben. Falls ein Baum mehrfach die Linie, oder mehrere Linien schneidet, ist er jedes Mal am Schnittpunkt zu erheben.

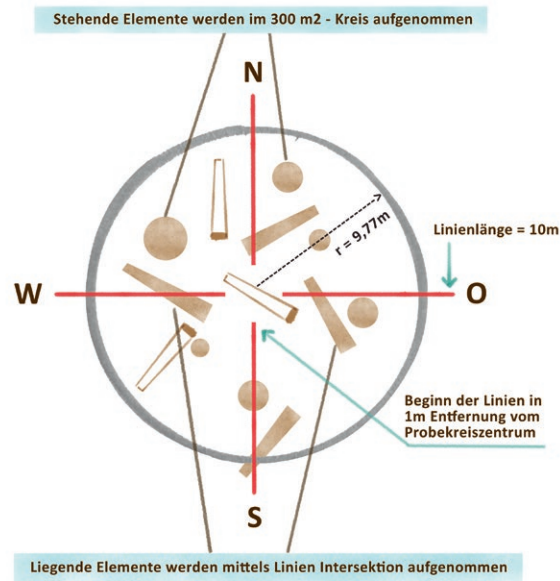


Abbildung 8: Schema der Liegend-Totholz Erhebung nach Steiner et al. (2019).

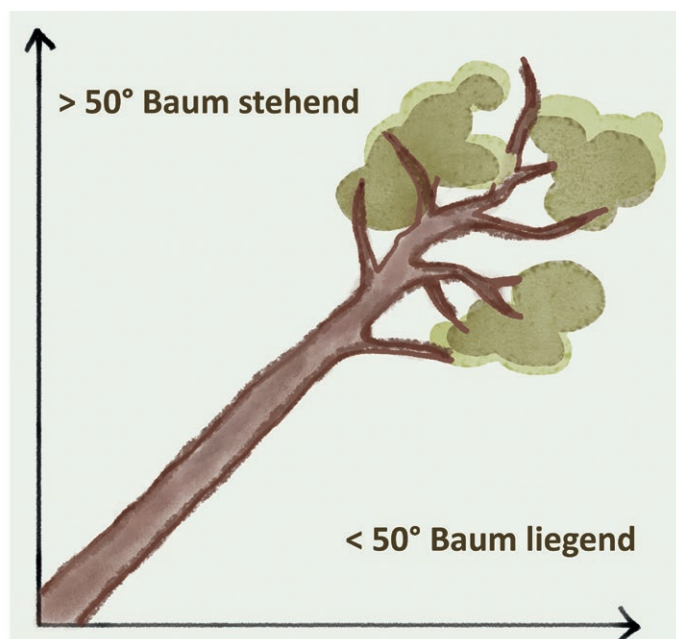


Abbildung 9: Ein Baum wird als liegend klassifiziert ab einer Neigung von 50 Grad (55 Gon) (Steiner et al., 2019).

1.5.1 Baumart

Für alle liegenden toten Bäume ist die Baumart zu bestimmen. Eine Liste der Baumarten befindet sich in Anhang I.

1.5.2 Durchmesser

Für alle liegenden toten Bäume ab einem Durchmesser $\geq 10,0$ cm wird der Durchmesser (in mm) am Schnittpunkt mit der Transekt-Linie mittels Kluppe (kreuzweise) gemessen und der Mittelwert verwendet.

1.5.3 Status

Für alle liegenden toten Bäume ab einem Durchmesser $\geq 10,0$ cm wird visuell der Status anhand der Klassifikation von Hunter (1990) angesprochen.

- 01 unzersetzt, Holz hart, Borke vorhanden, Feinäste (<3 cm) vorhanden, Stamm ohne Bodenkontakt,
- 02 beginnende Zersetzung, Holz hart, Borke vorhanden, Feinäste nicht mehr vorhanden, Stamm teilweise mit Bodenkontakt
- 03 mäßige Zersetzung, Borke abblättern, Stamm am Boden aufliegend, optisch deutliche Zersetzungsspuren
- 04 starke Zersetzung, Holz weich, keine Borke vorhanden, Stamm mäßig zersetzt und teilweise unterirdisch
- 05 sehr starke Zersetzung, Holz weich, keine Borke vorhanden, Stamm stark zersetzt und großer Teil unterirdisch



Abbildung 10: Fünf Stadien des Liegendbaum-Zustands von ‚unzersetzt‘ (links) bis ‚sehr stark zersetzt‘ (rechts) gemäß der Klassifizierung von Hunter (1990).

1.5.4 Zersetzungsgrad

Der Zersetzungsgrad jedes liegenden toten Baumes muss am Punkt der Schnittlinie mit einem Messer anhand der in Kapitel 1.3.7 für stehende Bäume beschriebenen Kategorien bewertet werden.

1.5.5 Absterbeursache

Wenn möglich, wird für das erfasste liegende Totholz eine Todesursache anhand der in Kapitel 1.3.8 für stehende Bäume beschriebenen Kategorien klassifiziert.

1.6 Vegetation

Die Erhebung der Vegetation umfasst alle Gefäßpflanzen (Kräuter, Sträucher und Bäume) und die Moosdeckung auf einer Probestfläche von 20 m x 20 m Schrägdistanz (400 m²). Für wiederholte Erhebungen wird der gleiche „phänologische“ Zeitraum wie jener der ersten Erhebung angestrebt.

Die erste Ecke der Vegetationsfläche wird in einer horizontalen Entfernung von 15 m vom Plot-Zentrum festgelegt, wobei die Richtung so gewählt wird, dass sie das Trittsteinbiotop bzw. die Probestfläche repräsentativ widerspiegelt. Sobald diese erste Ecke festgelegt ist, wird die Probestfläche in der bestmöglichen Ausrichtung abgegrenzt, um sie zu begutachten (hangparallel). Nur die erste Ecke wird dauerhaft mit einem Akazienholzpflöck markiert.

Von der ersten zur zweiten Ecke wird die Richtung in Gon gemessen, die die Anordnung der gesamten Vegetationsfläche bestimmt. Die Teilflächen für die Bodenverjüngung (5 m² und 25 m²) werden in der Ecke angelegt, die dem Plot-Zentrum am nächsten liegt.

1.6.1 Deckung der Vegetationsschichten

Sämtliche Gefäßpflanzenarten sind auf der Gesamtfläche (20 m x 20 m) zu erfassen und ihre Deckung ist anhand der Werte von Braun-Blanquet (1928) zu schätzen, wobei anstelle von „2“ eine Anpassung nach Barkman et al. (1964) erfolgt, einschließlich „2m“, „2a“ und „2b“. Die Nomenklatur basiert auf der Exkursionsflora für Gefäßpflanzen (Fischer, 2008).

Nicht identifizierbare Arten werden notiert und zur Bestimmung fotografiert. In jedem Fall muss die Fotonummer im Vegetationsdatensatz vermerkt werden. Wenn eine In-situ-Bestimmung nicht möglich ist, wird ein Herbarbeleg entnommen und aufbewahrt, um sie nachträglich zu bestimmen.

Tabelle 2: Kategorien für die Deckung der Arten im 20 x 20 m Vegetationsplot

Braun-Blanquet (1928) / Barkman et al. (1964)		
Skala	Deckung	Ø
r	selten (einzelne oder vereinzelt Individuen im Plot)	0.01**[]
+	gering (wenige Individuen, geringe Deckung)	0.5**
1	zahlreiche, Deckung < 5% (zahlreich, aber geringe Deckung)	3.0 [2.5]
2m	<5% (zahlreich)	4
2a	5-12,5%	8.8
2b	12,5-25%	18.8
3	25-50%	37.5
4	50-75%	62.5
5	75-100%	87.5

* zusätzliche Symbole: r (selten) = 1 Ind., m (multum) = sehr zahlreiche Ind.

** Wert enthält Häufigkeit, die Bestimmung eines durchschnittlichen Deckungsgrades ist nicht korrekt

[] Diese Durchschnittswerte werden auch in der gängigen Literatur genannt

Ø Durchschnittswert des Deckungsgrades

Als Orientierungshilfe für die Schätzung der Artenvielfalt und der Äquivalenzen zwischen verschiedenen Maßstäben dient die Tabelle in Anhang 2 mit dem „Vorschlag für die Umwandlung zwischen Maßstäben und Prozentsätzen für die Schätzung der Artenvielfalt“ im Handbuch zur Bewertung der Bodenvegetation von Canullo et al. (2020).

1.6.2 Vertikale Struktur

Die vertikale Strukturvielfalt wird anhand der Entwicklung der Vegetationsschichten eines Bestandes bewertet. Hierfür wird der Deckungsgrad pro Schicht betrachtet. Dieser kann maximal 100% pro Schicht betragen, die Summe aller Schichtbedeckungsgrade kann jedoch 100% übersteigen. Für jede vorhandene Schicht wird der Deckungsgrad in Prozent geschätzt.

- 01** Moosschicht (d.h. terricole Bryophyten und terricole Flechten)
- 02** Krautschicht (alle nicht verholzenden unabhängig von der Höhe, und die verholzenden nur, wenn $\leq 0,5$ m Höhe), einschließlich eventueller Keimlinge und verbissener Bäume (Verbissansprache),
- 03** Strauchschicht (nur verholzende und alle Kletterpflanzen) $> 0,5$ m und ≤ 5 m Höhe,
- 04** Baumschicht (nur verholzende und alle kletternden Bäume) > 5 m Höhe.

Die oben genannten Schichten werden auf jeder Probefläche mit Hilfe eines Referenzpunktes für visuelle Schätzungen identifiziert (insbesondere für die kritische 5-m-Schwelle). Die dominante Projektion, die zu einer bestimmten Schicht gehört, definiert die Schicht des Individuums.



Abbildung 11: Schematische Darstellung der Schichten eines Waldes, bestehend aus Bodenschicht, Krautschicht, Strauchschicht und Baumschicht.

1.7 Moose (Indikatorart)

Neben der Betrachtung der am Boden wachsenden Moose im Rahmen der Vegetationsaufnahme sollte bei der Totholzaufnahme ein besonderes Augenmerk auf eine Indikatorart gelegt werden, nämlich *Buxbaumia viridis* (Grünes Koboldmoos). Die Sporophyten wachsen überall auf dem Totholz, sehr oft auch seitlich, in kleinen Rissen der Rinde - besonders in trockeneren Gebieten.

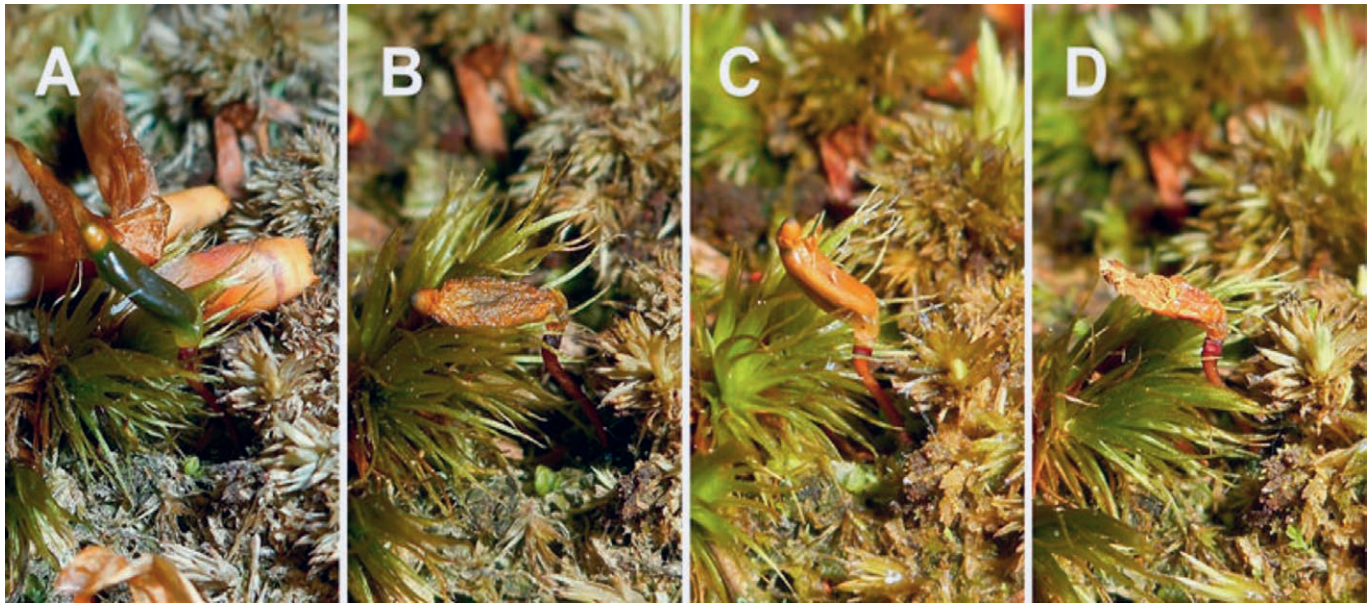


Abbildung 12: *Buxbaumia viridis* (Moug. ex DC.) Brid. ex Moug. & Nestl. Sporenkapsel in Stadium 9 (A); in Stadium 10, in trockener Form (B); in Stadium 10, rehydrierte Form (C); in Stadium 11, nach teilweiser Prädation (D), Fotos aus Deme (2021).

Das Grüne Koboldmoos ist eine seltene Art, die einzeln oder in kleinen Gruppen auf zersetzendem Holz oder humosem Boden in feuchten, subalpinen bis alpinen Nadelwäldern wächst. *B. viridis* bevorzugt stark zersetztes Totholz und ist ein Indikator für eine gewisse Waldkontinuität. Sie wurde als Indikatorart für weitere Untersuchungen ausgewählt.

Alles liegende Totholz und alle stehenden toten Bäume mit einer Höhe von < 1,3 m (Stümpfe) werden auf das Vorhandensein von *B. viridis* untersucht. Die Informationen über das Vorhandensein bzw. Nichtvorhandensein wird für jedes Stück Totholz notiert, einschließlich der Anzahl der gefundenen Individuen.

1.7.1 Vorkommen

- 01 vorhanden
- 02 nicht vorhanden

1.7.2 Häufigkeit

Bei Vorkommen von *B. viridis* ist die Anzahl der Sporophyten (siehe Abbildung 12) zu zählen und dem jeweiligen toten Baum zuzuordnen.

1.7.3 Foto

Bei Vorkommen von *B. viridis* ist ein Foto anzufertigen.

1.8 Baumartenverjüngung und Verbiss

1.8.1 Verjüngung auf Totholz

Alle liegenden Bäume (siehe Kapitel 1.5) und alle stehenden toten Bäume mit einer Höhe von < 1,3 m (Stümpfe) (siehe Kapitel 1.3) werden auf das Vorkommen von Baumartenverjüngung untersucht (ausgenommen Stockausschläge). Die Baumart ist zu bestimmen, die Höhe zu klassifizieren und der Verbiss zu bewerten.

1.8.1.1 Baumart

Für die aufkommende Verjüngung ist die jeweilige Baumart zu bestimmen. Eine Liste der Baumarten befindet sich in Anhang I.

1.8.1.2 Höhenklasse

Die Höhe der mehrjährigen Verjüngung wird bis zur Triebspitze des letzten Jahres gemessen und in Höhenklassen eingeteilt.

- 01 0-10 cm
- 02 11-20 cm
- 03 21-30 cm
- 04 ...
- 13 121-130 cm

1.8.1.3 Verbiss

Der letztjährige Trieb und die Winterknospen werden auf Verbiss untersucht. Ein Trieb gilt als nicht verbissen, wenn seine Endknospe vom letzten Jahr austreiben konnte. Es werden vier Stufen des Verbisses berücksichtigt.

- 01 Unverbissen (Leit- und Seitentriebe unverbissen)
- 02 Seitentriebverbiss
- 03 Leittriebverbiss
- 04 Leit- und Seitentriebverbiss

1.8.2 Verjüngung am Boden

Baumartenverjüngung und Verbiss werden auf einer Teilfläche des Vegetations-Plots (siehe Kapitel 1.6) an der Ecke erhoben, die der festen Fläche am nächsten ist. Mehrjährige Baumverjüngung mit einer Höhe von ≤ 50 cm wird auf einer Stichprobenfläche von 2,24 m x 2,24 m horizontalem Abstand (5 m²) und mit einer Höhe von > 50 cm bis 130 cm auf 5,0 m x 5,0 m horizontalem Abstand (25m²) erhoben.

1.8.2.1 Baumart

Für die aufkommende Verjüngung ist die jeweilige Baumart zu bestimmen. Eine Liste der Baumarten befindet sich in Anhang I.

1.8.2.2 Höhenklasse

Die Höhe der mehrjährigen Verjüngung wird bis zur Triebspitze des letzten Jahres gemessen und in Höhenklassen eingeteilt.

- 01 0-10 cm
- 02 11-20 cm
- 03 21-30 cm
- 04 ...
- 13 121-130 cm

1.8.2.3 Verbiss

Der letztjährige Trieb und die Winterknospen werden auf Verbiss untersucht. Ein Trieb gilt als nicht verbissen, wenn seine Endknospe vom letzten Jahr austreiben konnte. Es werden vier Stufen des Verbisses berücksichtigt.

- 01 Unverbissen (Leit- und Seitentriebe unverbissen)
- 02 Seitentriebverbiss
- 03 Leittriebverbiss
- 04 Leit- und Seitentriebverbiss

1.9 Pilze (Gruppen)

Das Vorkommen verschiedener Pilzfruchtkörper ist im Rahmen der TreMs-Erhebung zu registrieren (siehe Kapitel 1.4). Darüber hinaus erfolgt eine Identifikation von Arten in zwei ausgewählten Pilzgruppen auf der Grundlage der TreMs-Erfassung.

Dabei handelt es sich um mehrjährige oder einjährige Porlinge (z.B. *Fomes* spp.) und andere Ständerpilze (z. B. *Hericium* spp.), die auf Bäumen wachsen. Alle Pilzfruchtkörper **bis in 2 m Stammhöhe**, die zu einer der folgenden Gruppen gehören, werden fotografisch dokumentiert (inkl. Maßstab) ODER die Art „wird“ in-situ identifiziert und als Kommentar angemerkt.

1.9.1 Porlinge

Die Fruchtkörper (Konsolen) von ein- oder mehrjährigen Porlingen mit holziger Textur und mehreren Röhrenchichten (wenn sie älter als 1 Jahr sind) mit einer Mindestgröße von $\varnothing > 5$ cm (nach Bütler et al. (2020)). Es ist der Artname zu notieren oder es sind drei Fotos von jedem Pilzfruchtkörper zu machen:

- 01 Oberseite des Fruchtkörpers
- 02 Unterseite des Fruchtkörpers
- 03 Seite des Fruchtkörpers

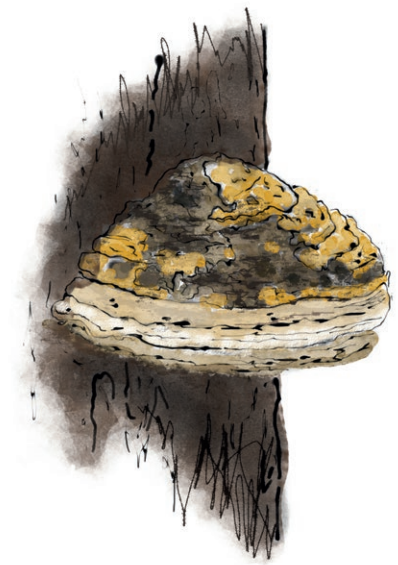


Abbildung 13: Zeichnung eines mehrjährigen Porlings.

1.9.2 Ständerpilze (Blätterpilze)

Für Ständerpilze oder Blätterpilze ist der Artname zu notieren oder es sind drei Fotos von jedem Pilzfruchtkörper zu machen:

- 01 Oberseite des Fruchtkörpers
- 02 Unterseite des Fruchtkörpers
- 03 Seite des Fruchtkörpers

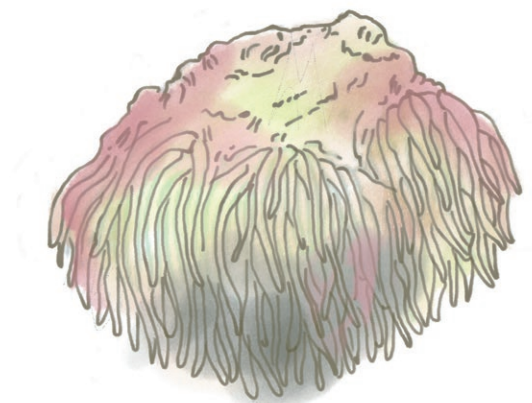


Abbildung 14: Zeichnung eines Ständerpilzes.

1.10 Flechten (Gruppen)

Das Vorkommen verschiedener Flechten-Wuchsformen ist im Rahmen der TreMs-Erhebung zu unterscheiden und zu erfassen, zusammen mit einer Schätzung der gesamten Flechtenbedeckung des Baumstamms (siehe Kapitel 1.4). Es ist ein repräsentatives Flechtenfoto von Blatt- und Strauchflechten anzufertigen.

1.10.1 Wuchsformen

- 01 Krustenflechten
- 02 Blattflechten
- 03 Strauchflechten



Abbildung 15: Zeichnung von Flechten-Wuchsformen von a) krustenförmigen, b) blattförmigen und c) strauchförmigen Flechten.

1.10.2 Deckung

Die Gesamtflechtenbedeckung pro Wuchsform ist anhand von 4 Deckungsklassen zu schätzen:

- 01 11-25 %
- 02 26-50 %
- 03 51-75 %
- 04 76-100 %

1.10.3 Deckungsrichtung

- 01 Keine Hauptrichtung für Deckung bestimmbar
- 02 Hauptrichtung der Deckung in Gon (in 50 Gon Schritten)

1.11 Xylobionte Insekten (Familien)

Die Spuren (Fraßgänge und Bohrlöcher) holzbewohnender Insekten sind an allen lebenden und toten Probestämmen ab einem Durchmesser von 10.0 cm zu erheben - an stehenden Probestämmen bis zu einer Baumhöhe von 2 m und an liegenden toten Bäumen 2 m in beide Richtungen vom Schnittpunkt mit der Transektlinie ausgehend.

Beim Auftreten von Bohrlöchern oder Fraßgängen wird mit einem Messer die Borke vorsichtig abgehoben, um eine genauere Beurteilung durchführen zu können. Zu den Fraßspuren und Bohrlöchern ist ein Foto zu machen. Hierzu ist ein Maßstab auf jedem Foto abzubilden.

1.11.1 Insektenspuren

- 01 Zwischen Rinde und Holz
- 02 Zwischen Rinde und Holz und im Holz

1.11.2 Häufigkeit

Häufigkeit der Insektenspuren (Bohrlöcher/Fraßgänge) je Baum

- 01 ein Bohrloch/Fraßgang
- 02 mehrere Bohrlöcher/Fraßgänge

1.11.3 Durchmesser

Der Durchmesser des Bohrlochs (mm) ist zu messen, wenn oval, dann ist die Breite des Lochs zu messen.

- 01 Durchmesser in mm

1.11.4 Form

- 01 Rund
- 02 Oval

1.11.5 Bohrmehl

- 01 Kein Bohrmehl
- 02 mehlig
- 03 grobe Späne

1.11.6 Fotos / Identifikation

Es ist die Insektenfamilie zu notieren oder es sind Fotos der Insektenspuren zu machen

- 01 Foto 1: Holz
- 02 Foto 2: Rinde

1.12 Wirbeltiere (indirekte Nachweise)

Nachweise für das Vorkommen von Wirbeltieren sind zu erfassen. Die Erhebung erfolgt auf der Fläche des Plots (Probekreis von 300 m²). Alle Anzeichen werden dokumentiert.

Zunächst wird die Artengruppe, der der jeweilige Nachweis zugeordnet werden kann, aus der vorgegebenen Liste ausgewählt. Dann erfolgt die Zuordnung zu einer vordefinierten Anzeichen-Kategorie (Kot, Federn, Haare und Sonstiges (z.B. Knochen, Geweihe, Hörner, Kadaver, Ruheplätze, Paarungsplätze, Gewölle, Fährten, Eier, Nester, Brutplätze, Löcher, Höhlen).

1.12.1 Artengruppe

- 01** Wiederkäuende Huftiere (Hirschartige, Gams, Mufflon und Steinbock)
- 02** Wildschwein
- 03** Raubtiere
- 04** Rauhfußhühner
- 05** Spechte
- 06** Eulen
- 07** Taggreife
- 08** Reptilien
- 09** Amphibien
- 10** Andere
 - a. Kommentarfunktion

1.12.2 Kategorie

- 01** Kot
- 02** Federn
- 03** Haare
- 04** Andere
 - a. Kommentarfunktion

1.13 Vögel, Fledermäuse und Eulen

Passive akustische Überwachungsgeräte vom Typ Audiomoth (Open Acoustic Devices) werden während der Zeiträume mit hoher akustischer Aktivität der Zielart(en) eingesetzt. Dabei empfiehlt es sich in Mitteleuropa Eulen und Spechte im Spätwinter, Singvögel im Frühjahr und Fledermäuse im Spätsommer aufzunehmen. Die Geräte werden jeweils für mehrere Wochen mit spezifischen Aufnahmeeinstellungen entsprechend den Vokalisationen der Zielartengruppen betrieben, wobei die Samplerate etwa doppelt so hoch wie die höchste aufzunehmende Frequenz sein sollte. Ein Aufnahmezeitraum von mindestens 10 Tagen bei günstigen Wetterbedingungen wird empfohlen.

Da Vögel in hörbaren Frequenzbereichen vokalisieren, sollte die Aufnahmefrequenz im Winter und Frühjahr mindestens 32 kHz betragen. Der Gesang einiger Singvögel enthält Obertöne bis zu einer Frequenz von etwa 24 kHz. Obwohl dies für eine Artbestimmung nicht notwendig ist, empfehlen wir daher eine Samplerate von 28 kHz, insofern die Speicherkapazität reicht. Um Ultraschallgeräusche von Fledermäusen und baumbewohnenden Kleinsäugetern zu erfassen, ist eine Samplerate von 256 kHz erforderlich. Eine höhere Rate führt zu größeren Dateien und erhöht den Stromverbrauch. Daher gibt es einen Kompromiss zwischen gesamter Aufnahmezeit und Dauer der tatsächlichen Tonaufnahmen sowie Ruhephasen (Sleep-Modus) des Geräts. Tabelle 1 gibt einen detaillierten Überblick über die Aufnahmeeinstellungen für die vorgeschlagenen Aufnahmezeiträume.

Tabelle 3: Übersicht der Einstellungen für akustische Aufnahmen von Eulen und Spechten (Zeitraum A), Singvögeln (Zeitraum B) und Fledermäusen (Zeitraum C).

Variable	Zeitraum A	Zeitraum B	Zeitraum C
Jahreszeit	Spätwinter	Frühling	Spätsommer
Aufnahmemonate (Beispiel für Mitteleuropa mit Verschiebung um ca. 3 Wochen in höheren Lagen)	Mitte Februar bis Mitte April	Mitte März bis Mitte Juni	Juli bis August
Samplerate	32 kHz	32-48 kHz	256 kHz
Aufnahmezeitschema (Minimum)	18:00-23:00 CET	04:30-09:30 CET	21:00-05:00 CET
Aufnahmedauer (Minimum)	60 Sekunden	60 Sekunden	5 Sekunden
Ruhephasendauer	60 Sekunden	60 Sekunden	10 Sekunden
Verstärkungseinstellung	mittel	mittel	mittel
Zielartengruppen	Eulen und Spechte	Vögel	Fledermäuse, baumbewohnende Kleinsäuger (<i>Gliridae</i>)

Es empfiehlt sich einen Mindestabstand von 200 m zu Wohnsiedlungen und öffentlichen Räumen einzuhalten. Es sollte kein bewohntes Haus weniger als 100 m zu den Audiorekordern entfernt sein (Datenschutz). Die Audiorekorder sollten auf einem Pfahl oder an einem Baum mit einem Durchmesser (BHD) unter 20 cm in einer Höhe von ca. 150-200 cm über dem Boden angebracht werden. Größere Höhen sind vorteilhaft, um die Erfassungswahrscheinlichkeit von Fledermäusen zu erhöhen. Vor dem Mikrofon sollte keine dichte Vegetation und keine reflektierenden Oberflächen vorhanden sein, insbesondere bei Aufnahmen mit hohen Frequenzen. Auch ist zu beachten, dass standortspezifische Geräusche (plätscherndes Wasser, Windböen) die Zielsignale stören und die akustische Arterkennung und -identifizierung beeinträchtigen können.

1.14 Bodenbiodiversität

Die Untersuchung der Bodenbiodiversität kombiniert die Beschreibung des Bodenprofils mit der Probenahme für physikochemische Eigenschaften sowie die Probenahme für eDNA- und PLFA-Analysen (Phospholipid-Fettsäure-Analyse).

- a. Die Beschreibung des Bodenprofils umfasst viele Parameter wie: genetische Horizonttiefen, Bodenfarbe, Textur, Aggregatstruktur, Durchwurzelung und Steinigkeit
- b. Physikochemische Analyse: pH-Wert, C:N Verhältnis, Gesamt-Kohlenstoff, mikrobiell verfügbarer Kohlenstoff
- c. Die eDNA-Analyse liefert relative Häufigkeiten von OTUs (Operational Taxonomic Units) durch Metabarcoding für drei taxonomische Gruppen: Bakterien, Pilze und Arthropoden
- d. Die PLFA-Analyse liefert Gesamtzahlen der aktiven Bakterien- und Pilzgruppen

Der Standort der Bodenprofilgrube für die Profilbeschreibung befindet sich zentral im am besten geeigneten der vier Quadranten der standardisierten 300 m² großen kreisförmigen Untersuchungsfläche, die durch Kardinalachsen unterteilt wird. Wenn möglich, sollte ein Quadrant hangabwärts ausgewählt werden, um eine Kontamination der Fläche während des Aushebens der Bodenprofilgrube zu vermeiden. Die Profilbeschreibung und Probenahme für physikochemische Analysen kann während der gesamten Feldsaison unabhängig vom Zeitpunkt durchgeführt werden. Aufgrund der erheblichen Auswirkungen, die saisonale Temperatur- und Niederschlagsänderungen auf die Aktivität der Bodenlebewesen haben, sollte die Probenahme für die eDNA- und PLFA-Analyse jedoch zum gleichen Zeitpunkt durchgeführt werden. Idealerweise sollte die Probenahme im Frühling oder Herbst erfolgen, unmittelbar nach Regenereignissen.

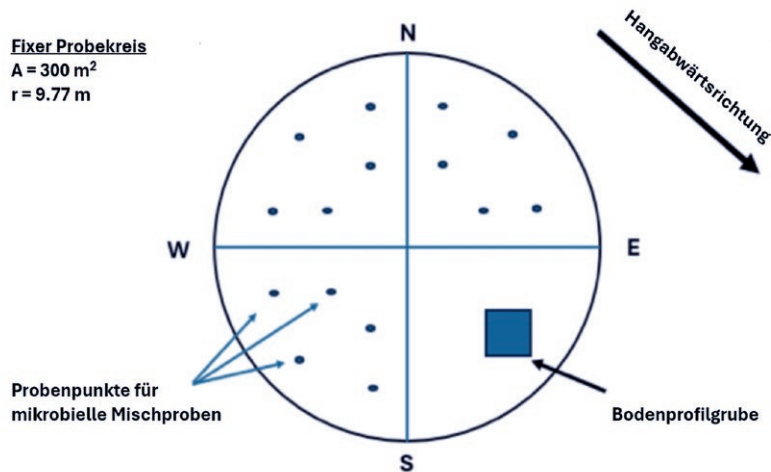


Abbildung 16: Schematische Darstellung der standardisierten festgelegten kreisförmigen Fläche für die Bodenprobenahme.

1.14.1 Bodenprofilbeschreibung

Die Profilgrube wird nach dem FORSITE-Protokoll ausgegraben und gemäß der Österreichischen Bodensystematik beschrieben (Nestroy et al. 2011).



Abbildung 17: Bodenprofilbeschreibung im Gesäuse.

1.14.2 Probenahme für physikochemische Analysen

Die Probenahme für physikalische und chemische Analysen ist in zwei methodisch unterschiedliche Techniken unterteilt: (1) Volumetrische Probenahme zur Berechnung der Kohlenstoffvorräte im organischen Horizont und im mineralischen Oberboden (0-10 cm), und (2) geometrische Horizontprobenahme des mineralischen Bodens, bei der eine ungefähre Bodenmenge aus den geometrischen Horizonten von 0-10, 10-20, 20-50 und 50-80 cm entnommen wird.. Die Volumenprobenahme der organischen Horizonte und des mineralischen Oberbodens (0 – 10 cm) erfolgt in direkter Nähe (0 – 5 m) zur Bodenprofilgrube.

Der organische Horizont wird in zwei separate Chargen unterteilt: Streu (L) sowie Fermentations- und Humusschicht (F+H) zusammen. Die organischen Horizontschichten werden sorgfältig innerhalb eines 25 x 25 cm großen Stahlrahmens entnommen und so oft wiederholt, bis ein Mindestvolumen von etwa zwei Litern Material gesammelt ist. Es sollten keine lebenden Wurzeln oder Steine in der Probe enthalten sein. Das gesamte Material wird in 6-Liter-Gefrierbeuteln gesammelt, entsprechend beschriftet, und die entnommenen Horizonttiefen auf dem Probenahmebogen vermerkt.

Die Volumenprobenahme des mineralischen Oberbodens (0 – 10 cm) erfolgt mit Probenzylindern mit einem Volumen von 200 cm³ (H = 5 cm, Ø = 7,2 cm). Mit Hilfe des Schlagrahmens und eines Kunststoffhammers werden drei Zylinder in den mineralischen Oberboden (0 – 10 cm) geschlagen, wobei große Wurzeln und Steine mit einem Durchmesser von mehr als 2 cm vermieden werden. Die drei Probenzylinder sollten Material aus der gesamten Tiefe des Horizonts sammeln: Zylinder eins von 0 – 5 cm, Zylinder zwei von 2,5 – 7,5 cm und Zylinder drei von 5 – 10 cm. Die Zylinder werden mit einer Malerspachtel aus dem Boden entfernt und sorgfältig mit Gartenschere und Cutter gereinigt. Das gesamte Material aus den Zylindern wird in 6-Liter-Gefrierbeuteln gesammelt und entsprechend beschriftet.

Mit einer Gartenschaufel wird Boden aus der gesamten Tiefe jedes geometrischen Horizonts für chemische Analysen entnommen. Wenn möglich, sollte die Probe vor Ort durch 5 mm und 2 mm Siebe gesiebt werden, um lebende Wurzeln und Steine zu entfernen. Etwa 400 g Material sollten aus dem 0 – 10 cm



Abbildung 18: Probenahme des organischen Horizonts.

Horizont und jeweils 200 g aus den anderen Horizonten entnommen werden. Das gesamte Material wird in 6-Liter-Gefrierbeuteln gesammelt und entsprechend beschriftet. Alle Proben für die physikochemische Analyse sollten bis zur Abgabe im Labor möglichst gekühlt werden. Die Verwendung von Kühlboxen im Auto und Kühlschränken bis zur Analyse sorgt für ausreichende Kühlung zu diesem Zweck.

1.14.3 Kompositprobenahme für Bodenbiota (eDNA und PLFA)

Da die überwiegende Mehrheit der biotischen Aktivität im bodennahen Bereich stattfindet, werden der Oberboden und die stabilere Komponente des organischen Horizonts beprobt: F+H des organischen Horizonts und die obersten 10 cm des mineralischen Bodens.

F+H – Mit einem Einweghandschuh und einem Bodenmesser wird die Streuschicht entfernt, ein etwa 10 x 10 cm großes Stück Fermentations- und Humusmaterial entnommen und in einen Sammelbehälter gegeben. Die 15-Punkt-Proben (siehe Abbildung 16) werden von Hand gemischt und kombiniert. Anschließend werden eine 200 g Teilprobe für die PLFA-Analyse sowie eine 50 g Teilprobe für die eDNA-Analyse entnommen. Das gesamte Material für die PLFA-Analyse wird in 6-Liter-Gefrierbeuteln gesammelt, und die eDNA-Probe wird in 100 ml Kunststoff-Schraubgefäßen entnommen und entsprechend beschriftet.

Mineralboden 0 – 10 cm – Mit einem Apfelausstecher wird ein Kern des Mineralbodens bis zu einer Tiefe von 10 cm entnommen und in einen Sammelbehälter gegeben. Die 15-Punkt-Proben werden gemischt und kombiniert, sowie eine 200 g Teilprobe für die PLFA-Analyse sowie eine separate 50 g Probe für die eDNA-Analyse entnommen und verpackt.

PLFA-Proben sollten bis zur Analyse gekühlt, aber nicht eingefroren werden, und bei einer Temperatur zwischen 5 und 0 °C aufbewahrt werden. eDNA-Proben sollten bis zur Analyse so kalt wie möglich gehalten werden, wobei Tiefkühlmöglichkeiten und Trockeneis verwendet werden können.

Ausblick

Ein verbessertes Verständnis der Biodiversitätsmuster in Wäldern kann wertvolle Einblicke in die strukturelle Konnektivität dieser Ökosysteme bieten. Unser vorgeschlagenes RBA-Protokoll dient nicht nur als Leitfaden zur Erforschung dieses wichtigen Themas, sondern auch als Grundlage für ein langfristig angelegtes Monitoring, nachfolgende populationsgenetische Analysen, Untersuchungen von Arteninteraktionen und Studien zu den grundlegenden Prinzipien der Ausbreitung und Anpassung. Laufende Forschungsbemühungen zielen darauf ab, unser Wissen auf bisher nicht repräsentierte Artengruppen auszuweiten, um in Zukunft noch umfassendere Bewertungen zu ermöglichen.

Die Einbeziehung der Waldstruktur zusammen mit Elementen wie Totholz und TreMs in unser Schnellbewertungsprotokoll zur Biodiversität hilft, Biodiversitätsmuster zu verstehen und schafft somit einen Rahmen für die Bewertung der strukturellen Konnektivität innerhalb bewaldeter Gebiete. Totholz beispielsweise dient als wichtiger Lebensraum für eine Vielzahl von Arten, fördert die Biodiversität und unterstützt ökologische Prozesse wie den Nährstoffkreislauf. TreMs bieten hingegen spezialisierte Mikrohabitate, die Lebensraum und Zuflucht für verschiedene Arten bieten. Durch die Berücksichtigung dieser strukturellen Merkmale können wir ein detaillierteres Verständnis der Konnektivität von Wäldern entwickeln.

Während das vorgeschlagene RBA derzeit Erhebungsprotokolle für einige spezifische Artengruppen umfasst, tragen viele andere Organismen ebenfalls erheblich zur ökologischen Rolle der Waldökosysteme bei. Unter diesen erweisen sich bodenbewohnende Organismen als Schlüsselakteure durch ihren Beitrag zum Nährstoffkreislauf und zur allgemeinen Bodenqualität. Zudem haben Arthropoden wie Spinnen, Bienen und Ameisen einen tiefgreifenden Einfluss auf die Ökosystemdynamik, indem sie wesentliche Prozesse wie Bestäubung und Schädlings Eindämmung beeinflussen. Obwohl diese Gruppen in unserer aktuellen Version nicht erfasst werden, erkennen wir ihre Bedeutung an und betonen die Notwendigkeit weiterer Untersuchungen, zu einer möglichen Ergänzung dieser in einer erweiterten Auflage des vorliegenden Handbuchs.

Literatur

- BARKMAN, J.J., DOING, H., SEGAL, S., 1964. Kritische Bemerkungen und Vorschläge zur quantitativen Vegetationsanalyse Acta Bot. Neerl. 1k 394–419.
- BRAUN-BLANQUET, J., 1928. Pflanzensoziologie – Grundzüge der Vegetationskunde. Springer, Wien.
- BÜTLER, R., LACHAT, T., KRUMM, F., KRAUS, D., LARRIEU, L., 2020. Field Guide to Tree-related Microhabitats. Descriptions and size limits for their inventory 59.
- CANULLO, R., STARLINGER, F., GRANKE, O., FISCHER, R., AAMLID, D., DUPOUEY, J., 2020. Part VII.1 Assessment of Ground Vegetation. Version 2020-1. UNECE ICP Forests Programme Coordinating Centre (Toim), Manual on methods and criteria for harmonized sampling, assessment, monitoring and analysis of the effects of air pollution on forests. Thünen Institute of Forest Ecosystems, Eberswalde, 1k 14.
- DEME, J., CSIKY, J., 2021. Development and survival of *Buxbaumia viridis* (Moug. ex DC.) Brid. ex Moug. & Nestl. sporophytes in Hungary. J. Bryol. 43, 213–223. <https://doi.org/10.1080/03736687.2021.1916169>
- DÜGGELIN, C., ABEGG, M., BISCHOF, S., BRÄNDLI, U.-B., CIOLDI, F., FISCHER, C., MEILE, R., 2020. Schweizerisches Landesforstinventar. Anleitung für die Felddaufnahmen der fünften Erhebung 2018–2026. WSL Berichte 90, 288.
- E. VAN WAGNER, C., 1968. The Line Intersect Method in Forest Fuel Sampling, Forest Science.
- FISCHER, M.A., 2008. Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol: Bestimmungsbuch für alle in der Republik Österreich, im Fürstentum Liechtenstein und in der Autonomen Provinz Bozen/Südtirol (Italien) wildwachsenden sowie die wichtigsten kultivierten Gefäßpflanzen. Land Oberösterreich, OÖ. Landesmuseen.
- HAUK, E., NIESE, G., SCHADAUER, K., 2020. Instruktion für die Feldarbeit der Österreichischen Waldinventur 2016–2018 (2020). Vienna.
- HUNTER, M.L.J., 1990. Wildlife, forests and forestry. Principles of managing forests for biological diversity. Prentice Hall, Englewood Cliffs, New Jersey.
- KELLER, M., KAUFMANN, E., MEILE, R., LANZ, A., SCHWYZER, A., STIERLIN, R., STROBEL, T., ULMER, U., BRÄNDLI, U., DUC, P., 2013. Schweizerisches Landesforstinventar. Felddaufnahme-Anleitung 2013.
- KRAUS, D., BÜTLER, R., KRUMM, F., LACHAT, T., LARRIEU, L., MERGNER, U., PAILLET, Y., RYDKVIST, T., SCHUCK, A., WINTER, S., 2016. Catalogue of tree microhabitats – Reference field list. Integr. Tech. Pap. 16p. 16. <https://doi.org/10.13140/RG.2.1.1500.6483>
- LARRIEU, L., BOUGET, C., 2016. Tree-related microhabitats (TreMs) as key elements for forest biodiversity Integrate+ Conference 2016. Ebrach, Germany.
- LARRIEU, L., CABANETTES, A., GONIN, P., LACHAT, T., PAILLET, Y., WINTER, S., BOUGET, C., DECONCHAT, M., 2014. Deadwood and tree microhabitat dynamics in unharvested temperate mountain mixed forests: A life-cycle approach to biodiversity monitoring. For. Ecol. Manage. 334, 163–173. <https://doi.org/10.1016/j.foreco.2014.09.007>
- LARRIEU, L., PAILLET, Y., WINTER, S., BÜTLER, R., KRAUS, D., KRUMM, F., LACHAT, T., MICHEL, A.K., REGNER, B., VANDEKERKHOVE, K., 2018. Tree related microhabitats in temperate and Mediterranean European forests: A hierarchical typology for inventory standardization. Ecol. Indic. 84, 194–207. <https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2017.08.051>
- MURA, M., MCROBERTS, R.E., CHIRICI, G., MARCHETTI, M., 2015. Estimating and mapping forest structural diversity using airborne laser scanning data. Remote Sens. Environ. 170, 133–142. <https://doi.org/10.1016/j.rse.2015.09.016>
- NESTROY, O., AUST, G., BLUM, W. E. H., ENGLISCH, M., HAGER, H., HERZBERGER, E., ... & WAGNER, J. (2011). Systematische Gliederung der Böden Österreichs: (Österreichische Bodensystematik 2000 in der revidierten Fassung von 2011). Österr. Bodenkundl. Ges..
- ROTH, A., KENNEL, E., KNOKE, T., MATTHES, U., 2003. Die Linien-Intersekt-Stichprobe: Ein effizientes Verfahren zur Erfassung von liegendem Totholz? Line Intersect Sampling: An Efficient Method for Sampling of Coarse Woody Debris? Forstwissenschaftliches Cent. 122, 318–336. <https://doi.org/10.1007/s10342-003-0001-7>
- SCHINDLER, S., OBERLEITNER, I., RABITSCH, W., ESSL, F., STEJSKAL-TIEFENBACH, M., 2017. Monitoring von Klimawandelauswirkungen auf die Biodiversität. Endbericht von StartClim2016.A in StartClim2016: Weitere Beiträge zur Umsetzung der österreichischen Anpassungsstrategie, Auftraggeber: BMLFUW, BMWF, ÖBf, Land Oberösterreich.
- STATISTIK AUSTRIA, 2023. Regional statistical grids [WWW Document]. OGD Austria Metadata 2.3. URL https://www.data.gv.at/katalog/de/dataset/stat_regionalstatistische-rastereinheiten66c96%0A
- STEINER, H., OETTEL, J., LANGMAIER, M., LIPP, S., FRANK, G., 2019. Anleitung zur Wiederholungsaufnahme in Naturwaldreservaten, BFW-Dokumentation. Wien.

Anhang

Anhang 1 A1. Liste der Baumarten

Gattung	Art
<i>Abies</i> sp.	
	<i>Abies alba</i>
<i>Acer</i> sp.	
	<i>Acer campestre</i>
	<i>Acer pseudoplatanus</i>
	<i>Acer platanoides</i>
<i>Alnus</i> sp.	
	<i>Alnus glutinosa</i>
	<i>Alnus incana</i>
	<i>Alnus viridis</i>
<i>Betula</i> sp.	
	<i>Betula pendula</i>
	<i>Betula pubescens</i>
<i>Carpinus</i> sp.	
	<i>Carpinus betulus</i>
<i>Castanea</i> sp.	
	<i>Castanea sativa</i>
<i>Fagus</i> sp.	
	<i>Fagus sylvatica</i>
<i>Fraxinus</i> sp.	
	<i>Fraxinus excelsior</i>
	<i>Fraxinus ornus</i>
	<i>Fraxinus pennsylvanica</i>
<i>Juglans</i> sp.	
	<i>Juglans nigra</i>
	<i>Juglans regia</i>
<i>Larix</i> sp.	
	<i>Larix decidua</i>
<i>Malus</i> sp.	
	<i>Malus sylvestris</i>
<i>Ostrya</i> sp.	
	<i>Ostrya carpinifolia</i>
<i>Picea</i> sp.	
	<i>Picea abies</i>
<i>Pinus</i> sp.	
	<i>Pinus cembra</i>
	<i>Pinus mugo</i>
	<i>Pinus nigra</i>
	<i>Pinus strobus</i>
	<i>Pinus sylvestris</i>
	<i>Pinus x rotundata</i>

Gattung	Art
<i>Populus</i> sp.	
	<i>Populus alba</i>
	<i>Populus nigra</i>
	<i>Populus tremula</i>
<i>Prunus</i> sp.	
	<i>Prunus avium</i>
	<i>Prunus padus</i>
<i>Pseudotsuga</i> sp.	
	<i>Pseudotsuga menziesii</i>
<i>Pyrus</i> sp.	
	<i>Pyrus pyraeaster</i>
<i>Quercus</i> sp.	
	<i>Quercus cerris</i>
	<i>Quercus petraea</i>
	<i>Quercus pubescens</i>
	<i>Quercus robur</i>
<i>Robinia pseudoacacia</i>	
<i>Salix</i> sp.	
	<i>Salix alba</i>
	<i>Salix caprea</i>
	<i>Salix fragilis</i>
<i>Sorbus</i> sp.	
	<i>Sorbus aria</i>
	<i>Sorbus aucuparia</i>
	<i>Sorbus domestica</i>
	<i>Sorbus torminalis</i>
<i>Taxus baccata</i>	
<i>Tilia</i> sp.	
	<i>Tilia cordata</i>
	<i>Tilia platyphyllos</i>
<i>Ulmus</i> sp.	
	<i>Ulmus glabra</i>
	<i>Ulmus laevis</i>
	<i>Ulmus minor</i>

Anhang 2

A2. Artdeckung in verschiedenen Skalen

Umwandlung zwischen Maßstäben und Prozentwerten für die Schätzung der Artabdeckung, entnommen aus dem ICP Handbuch 2020 (Teil 7) (Canullo et al., 2020), als Anleitung für die Schätzung der Artabdeckung und die Äquivalenzen zwischen verschiedenen Maßstäben.

Cover-abundance estimation

Braun-Blanquet (1928)			Barkman <i>et al.</i> (1964)			Schmidt (1986)			Londo (1976)		
Scale	Cover (%)	Ø	Scale	Cover (%)	Ø	Scale	Cover (%)	Ø	Scale	Cover (%)	Ø
r	rare	0.01**[]	r	sporadic/association							
+	few	0.5**	+r	sporadic (1-2 indiv.)/plot	0.01**	+	<1 %	0.5	0.5	0.1* <1	0.5
1	numerous cover <5 %	3.0 [2.5]		few (3-20 indiv.)		1a	1-3 %	2	1 3	0.2* 1-3	2
			+p	<1 %	0.1	1b	3-5 %	4	5	0.4* 3-5	4
			+a	<1-2 %	1.5						
			+b	<2-5 %	3.5						
				numerous (20-100 indiv.)					8	1 5-15	10
			1p	<1 %	0.8				10	1- 5-10	7.5
			1a	<1-2 %	1.5				15	1+ 10-15	12.5
			1b	<2-5 %	3.5				20	2 15-25	20
				very numerous (>100 indiv.) cover <5 %	4				25		
2	5-25 % or numerous cover <5 %	15.0**	2a	5-12.5 %	8.8	2a	5-12.5 %	8.8			
			2b	12.5-25 %	18.8	2b	12.5-25 %	18.8			
3	25-50 %	37.5	3	25-50 %	37.5	3	25-50 %	37.5	30	3 25-35	30
									40	4 35-45	40
									50	5 45-55	50
									5-	45-50	47.5
4	50-75 %	62.5	4	50-75 %	62.5	4	50-75 %	62.5	60	5+ 50-55	52.5
									70	6 55-65	60
									75	7 65-75	70
5	75-100 %	87.5	5	75-100 %	87.5	5	75-100 %	87.5	80	8 75-85	80
									90	9 85-95	90
									100	10 95-100	97.5

* additional symbols: r (rare) = 1 ind., p (*paucum*) = few ind., a (*amplus*) = numerous ind., m (*multum*) = very numerous ind.

** value contains abundance, the determination of an average cover degree

[] these average values are also mentioned in common literature

Ø average value of cover degree

Barkman J.J., Doing H., Segal S. 1964. Kritische Bemerkungen und Vorschläge zur quantitativen Vegetationsanalyse. Acta Bot. Neerl., 13, 394-419.

Braun-Blanquet J. 1928. Pflanzensoziologie. Grundzüge der Vegetationskunde. Springer, Wien. English edition: Plant Sociology. The study of Plant Communities, McGraw-Hill Book Co., New York, 1932.

Londo G. 1976. The decimal scale for relevés of permanent quadrats. Vegetatio, 33 (1), 61-64.

