

# Biodiversität und Habitatstrukturen im Wildnispark Zürich Sihlwald: Einrichtung eines intensiven Naturwald-Untersuchungsstandorts



Schlussbericht für das Bundesamt für Umwelt, BAFU

Elena Haeler<sup>1</sup>, Thibault Lachat<sup>1,3</sup>, Karin Hindenlang<sup>2</sup>

Mit Kapitelbeiträgen von:

Stefan Blaser<sup>3</sup>: Pilze

Ariel Bergamini<sup>3</sup>, Thomas Kiebacher<sup>4</sup>: Moose

Christoph Scheidegger<sup>3</sup>, Christine Keller<sup>3</sup>: Flechten

<sup>1</sup> Berner Fachhochschule BFH-HAFL, <sup>2</sup> Stiftung Wildnispark Zürich, <sup>3</sup> Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft WSL, <sup>4</sup> Universität Zürich

Sihlwald, 21. Dezember 2018



## Inhaltsverzeichnis

Inhaltsverzeichnis.....	2
1. Zusammenfassung.....	4
2. Einleitung.....	4
2.1. Hauptziele des Projektes.....	6
3. Monitoring-Konzept.....	7
3.1. Artengruppen.....	7
3.2. Datengrundlage.....	8
3.3. Selektion der Stichproben.....	9
3.4. Dokumentation der Stichproben.....	10
4. Xylobionte Käfer.....	13
4.1. Einleitung.....	13
4.2. Methoden.....	13
4.3. Ergebnisse.....	15
4.4. Besondere Arten.....	17
4.5. Diskussion.....	22
5. Totholzbewohnende Pilze.....	26
5.1. Einleitung.....	26
5.2. Methoden.....	26
5.3. Ergebnisse.....	28
5.4. Besondere Arten.....	32
5.5. Diskussion.....	40
6. Moose.....	42
6.1. Einleitung.....	42
6.2. Methoden.....	43
6.3. Ergebnisse.....	44
6.4. Besondere Arten.....	47
6.5. Diskussion.....	51
7. Flechten.....	54
7.1. Einleitung.....	55
7.2. Methoden.....	55
7.3. Ergebnisse.....	56



7.4. Besondere Arten .....	60
7.5. Diskussion.....	63
8. Einfluss von Waldstrukturen auf die Artengruppen .....	67
8.1. Einleitung .....	67
8.2. Material und Methoden.....	67
8.3. Auswertungen .....	70
8.4. Resultate - Artenreichtum.....	72
8.5. Resultate - Artenzusammensetzung.....	85
9. Empfehlungen .....	92
9.1. Artengruppen .....	92
9.2. Zukünftige Wiederholungsaufnahmen .....	94
9.3. Anzahl und Auswahl der Plots.....	96
10. Fazit .....	100
Literatur.....	102
Allgemein und xylobionte Käfer .....	102
Saprophytische Pilze.....	107
Moose .....	107
Flechten .....	109
Anhang.....	111
Vollständige Artenliste – Xylobionte Käfer .....	111
Vollständige Artenliste – Saprophytische Pilze .....	137
Vollständige Artenliste – Moose .....	148
Vollständige Artenliste – Flechten .....	155



## 1. Zusammenfassung

Im Zuge des Projekts „Biodiversität und Habitatstrukturen im Wildnispark Zürich Sihlwald: Einrichtung eines intensiven Naturwald-Untersuchungsstandorts“ wurden Zusammenhänge zwischen der Biodiversität verschiedener taxonomischer Gruppen und Waldstrukturen untersucht. Das Projekt legt den Grundstein für ein Langzeitmonitoring der Biodiversität im Sihlwald. Daher wurden für das Monitoring vier Artengruppen ausgewählt, die an späte Waldentwicklungsstadien und Totholz gebunden sind und oft als Indikatoren für die Naturnähe von Wäldern herangezogen werden: xylobionte Käfer, totholzbewohnende Pilze, Moose und Flechten.

In einem ersten Schritt wurde ein Monitoringkonzept für die vier Artengruppen erarbeitet, das Synergien mit anderen Projekten optimal nutzt. Die Aufnahmen der Artengruppen wurden so geplant, dass sie in Zukunft wiederholbar sind, um die Entwicklung des Sihlwald zu dokumentieren. Des Weiteren wurden die Methoden so konzipiert, dass Vergleiche mit anderen Studien und anderen Wäldern möglich sind. Die Aufnahmen der Artengruppen wurden auf 69 Stichproben der kantonalen Stichprobeninventur durchgeführt, welche letztes Jahr bereits zum dritten Mal wiederholt wurde. Dadurch kann der Einfluss der dort erfassten Waldstrukturen, u.a. von Baum-Mikrohabitaten und Totholz, auf die Biodiversität untersucht werden. Um den Einfluss der Habitatverfügbarkeit auch auf einer höheren Skala (Landschaftsebene) zu untersuchen, wurde eine flächendeckende Karte des liegenden Totholzes im Sihlwald erstellt.

Insgesamt wurden 351 xylobionte Käfer-, 407 totholzbewohnende Pilz-, 187 Flechten- und 166 Moos-Arten gefunden. In allen Artengruppen konnten seltene und bedrohte Vertreter nachgewiesen werden. Zum Beispiel die Zitronengelbe Tramete (*Antrodiella citrinella*), ein Pilz der bisher nur sechs Mal in der Schweiz gefunden wurde und als „Urwaldart“ bezeichnet wird.

Die Analyse des Zusammenhangs der Biodiversität mit den Waldstrukturen ergab, dass sowohl die Artenzahl als auch die Artenzusammensetzung durch verschiedene Strukturen beeinflusst wurde. Besonders Totholz und die Baumarten-Diversität hatten einen positiven Einfluss. Der Effekt des Totholzes konnte sowohl lokal, als auch auf landschaftlicher Ebene nachgewiesen werden, wobei nicht nur die Totholzmenge, sondern auch vereinzelt die Verteilung in der Landschaft eine Rolle spielte.

Um die Entwicklung der Biodiversität im Sihlwald in der Zukunft zu untersuchen, wird empfohlen alle Artengruppen in Wiederholungsaufnahmen zu berücksichtigen, da sie verschiedene Aspekte der Waldentwicklung anzeigen können. Die Verknüpfung des Artenmonitorings und der Stichprobeninventur erlaubt zudem die Untersuchung der Biodiversität in Antwort auf die Entwicklung des Waldes.

## 2. Einleitung

Im Gesuch vom 11. Mai 2015 wurden die wichtigsten aktuellen Monitoringprogramme im Schweizer Wald bzw. im Kanton Zürich aufgeführt und ihre Aussagen analysiert. Die



verschiedenen Monitoringprogramme, die v.a. durch den Bund ausgeführt und koordiniert werden sind gut aufeinander abgestimmt und erlauben viele wertvolle Aussagen zu Strukturmerkmalen. In Waldreservaten wurden jedoch bisher kaum relevante Arten spezifisch erhoben und in einen Zusammenhang mit der Waldentwicklung gestellt (Liechti et al. 2004). In verschiedenen Monitoringkonzepten sowie in der Vollzugshilfe Waldbiodiversität wird deshalb vorgeschlagen, den Aspekt „Biodiversität“ gesondert zu erheben, um diese Lücke zu schliessen (Brang et al. 2008, Imesch et al. 2015, Liechti et al. 2004). Die Entwicklung einheitlicher und effizienter Methoden zur Wirkungsanalyse bei der Förderung national prioritärer Arten und Lebensräume wird als wichtig eingestuft und die Durchführung von Fallstudien zur Vielfalt und Häufigkeit von auf Alt- und Totholz angewiesenen Arten in Naturwaldreservaten begrüsst.

Der Sihlwald ist als grossflächiges Naturwaldreservat in den Tieflagen der Schweiz einmalig und wird aus verschiedenen Gründen als ideales Untersuchungsobjekt angesehen: 1) Standorte und Bestockung (Hauptbaumart Buche) entsprechen den Verhältnissen vieler Wälder im Mittelland. Damit sind Erkenntnisse, die im Sihlwald gewonnen werden, für den Grossteil der Wälder im Mittelland interessant und relevant. 2) Der Sihlwald ist ein grossflächiges Naturwaldreservat und daher geeignet, Aussagen zu Alt- und Totholz in Verbindung mit Artvorkommen und -verbreitung zu machen. 3) Im Sihlwald liegen bereits umfangreiche Daten zu Waldmerkmalen und Strukturen vor und diese wurden 2017 mit einer im Sihlwald erweiterten kantonalen Stichprobeninventur aktualisiert.

Das Projekt „Biodiversität und Habitatstrukturen im Wildnispark Zürich Sihlwald: Einrichtung eines intensiven Naturwald-Untersuchungsstandorts“ ist der Grundstein für ein Langzeitmonitoring der Biodiversität im Sihlwald. Von Anfang an wurde ein „multiple species approach“ ausgewählt, also ein Ansatz bei dem mehrere Artengruppen untersucht werden, um breit abgestützte Aussagen treffen zu können. Da in diesem Projekt die langfristige Entwicklung des Sihlwaldes im Zentrum steht, wurden Artengruppen selektioniert, welche eng an Waldeigenschaften und -strukturen gebunden sind, die typisch für späte Waldentwicklungsphasen sind. Die folgenden taxonomischen Gruppen wurden zur Untersuchung der Waldbiodiversität im Sihlwald aufgenommen: xylobionte Käfer, saprophytische Pilze, Moose und Flechten.

Das Projekt stützt sich auf eine Zusammenarbeit zwischen der Abteilung Wald des ALN Kanton Zürich, der Stiftung Wildnispark Zürich, der Hochschule für Agrar-, Forst und Lebensmittelwissenschaften (HAFL) und der Eidg. Forschungsanstalt für Wald Schnee und Landschaft (WSL).

Eine schweizweite Studie startete 2017 ähnliche Untersuchungen in einem nationalen Netzwerk von Naturwaldreservaten in Buchenwäldern („AMORE - Artenmonitoring in Naturwaldreservaten“). In der nationalen Studie werden xylobionte Käfer und saprophytische Pilze untersucht. Die Methoden für die Untersuchung dieser beiden Artengruppen wurden in Haeler *et al.* (2015) entwickelt, im Rahmen von Pilotprojekten getestet (Kantone Aargau und St. Gallen) und im AMORE-Projekt verfeinert. Da der Sihlwald auch als Untersuchungsobjekt



für das nationale Monitoring ausgewählt wurde, ergeben sich Synergien zum vorliegenden Projekt.

## 2.1. Hauptziele des Projektes

---

- Auswahl von Artengruppen und Waldstrukturen im Buchen-Naturwaldreservat Sihlwald, die relevante Aussagen zur Entwicklung des Sihlwaldes und zukünftig auch für andere Naturwaldreservate zulassen
- Erarbeitung eines Monitoringkonzepts für die Untersuchung der xylobionten Käfer, totholzbewohnenden Pilze, Moose und Flechten
- Durchführung der Artenaufnahmen mit standardisierten Methoden
- Bestimmung der gesammelten Individuen und Dokumentieren der erhobenen Artenliste
- Untersuchung der Zusammenhänge zwischen den nachgewiesenen Arten und Umweltvariablen und Waldstrukturen im Sihlwald
- Formulierung von Empfehlungen und Perspektiven für eine zukünftige Wiederholung des Monitorings im Sihlwald

### 3. Monitoring-Konzept

#### 3.1. Artengruppen

Im Rahmen dieses Projektes wurden verschiedene taxonomische Gruppen untersucht, welche die Entwicklung eines Waldes nach der Aufgabe der Bewirtschaftung nachweisen können. Im Sihlwald (letzte Nutzung zwischen 1990 und 2000) werden in den nächsten Jahrzehnten sowohl die Dichte an Habitatbäumen als auch die Totholzmenge (liegend und stehend) zunehmen. Auch die Lichtverhältnisse werden sich ändern, wobei es nicht klar ist, ob der maximale Kronenschluss schon erreicht wurde.

Um die vorherrschenden Verhältnisse eines Lebensraumes zu untersuchen, werden sogenannte ökologische Indikatoren ausgewählt und verwendet. Diese Gruppen von Arten reagieren empfindlich auf Änderungen ihrer Lebensbedingungen und spiegeln so die Entwicklung eines Habitats wider. In der Schweiz sind mehr als 1'700 Käferarten und 2'700 Pilzarten von Totholz abhängig (Lachat et al. 2014). Diese beiden Taxa sind als gute Indikatoren für späte Waldentwicklungsphasen, Habitatbäume und Totholz bekannt (Lachat et al., 2012; Odor et al., 2006; Bouget et al., 2013). Dadurch gehören xylobionte Käfer und Pilze zu den Artengruppen, die oft im Rahmen von Artenmonitorings in Waldreservaten aufgenommen werden (Vandekerkhove et al., 2011; Schultheis & Engels, 2011; Köhler, 2009). Eine Aufnahmemethodik für diese beiden Artengruppen in Schweizer Naturwaldreservaten liegt bereits vor (Haeler et al., 2015). Für eine spezifische und robuste Aussage über die Vorkommen im Sihlwald wurde das Untersuchungsdesign an die lokalen Verhältnisse angepasst.

Für ein umfassenderes Bild wurden zwei weitere Artengruppen in die Untersuchung aufgenommen: Flechten und Moose. Die Methodik für die Aufnahme dieser beiden Artengruppen wurde im Zuge dieser Studie entwickelt. Die sessilen Arten dieser beiden Gruppen ergänzen zusammen mit den Pilzen die Mobilitätsgilden der Käfer. Die artspezifischen Aufnahmemethoden werden in den einzelnen Artkapiteln genauer beschrieben. Andere Artengruppen wie z.B. Vögel, Fledermäuse oder Blütenpflanzen erhielten vorerst keine Priorität, weil ihre Aussagekraft als Bioindikatoren für späte Waldentwicklungsphasen begrenzt ist. Ergänzende Studien durch andere Institutionen im Rahmen von Semester-, Bachelor- oder Masterarbeiten sind jedoch jederzeit willkommen.

Die xylobionten Käfer und saprophytischen Pilze sind auch Bestandteil des Artenmonitorings in Naturwaldreservaten. Dadurch ist ein Vergleich des Sihlwald mit den anderen Reservaten möglich, vor allem da die Aufnahmemethoden vergleichbar sind. Zusätzlich sind dieselben Fach- und Artenspezialisten in den beiden Projekten involviert. Die Projekte ermöglichen trotz der Ähnlichkeiten und standardisierten Aufnahmemethoden verschiedene Aussagen. Das Artenmonitoring vergleicht die Biodiversität in Naturwaldreservaten mit bewirtschafteten Beständen in der gesamten Schweiz (1. Phase Buchenwälder) und arbeitet mit 8 Stichproben pro Wald. Im Sihlwald hingegen können mit einer deutlich höheren Anzahl an Stichproben detailliertere Aussagen über den Zusammenhang zwischen Biodiversität und Habitatstrukturen getroffen werden.

### 3.2. Datengrundlage

---

Im Sihlwald ist eine gute Datengrundlage zu Wald- und Habitatstrukturen vorhanden, auf die in diesem Projekt zurückgegriffen werden konnte. Diese Daten (aus Fernerkundungs- und terrestrischen Aufnahmen) wurden in dieser Studie mit neuen Methoden/Aufnahmen ergänzt.

#### **Stichprobeninventur**

Seit 1981 wird im Sihlwald die kantonale und seit 1990 die erweiterte kantonale Stichprobeninventur durchgeführt. Sie umfasst insgesamt 491 Stichproben (=Plots) auf einem 100 x 200 m – Raster. Die Stichprobeninventur fand 1981, 1990 und 2003 statt und wurde im Winter 2017/18 zusammen mit dem Projekt „Forschung und Wirkungskontrolle in Schweizer Naturwaldreservaten“ von WSL und ETH Zürich wiederholt. Die Stichprobeninventur liefert wertvolle Daten zur Interpretation der Artenvorkommen, weshalb es sich anbietet die Artenerhebungen auf diesen Stichproben durchzuführen. Die Synergie zwischen diesen zwei Projekten ergibt die einmalige Chance hochqualitative und standardisierte Waldstruktur- und Biodiversitätsdaten zu erhalten, die in direktem Zusammenhang stehen.

Da eine Untersuchung der Biodiversität nicht auf allen Punkten der Stichprobeninventur möglich ist, wurde ein „subsample“ (=Teilstichprobe) von insgesamt 69 Stichproben festgelegt. Von diesen wurden 63 über eine stratifizierte Zufallsstichprobe ausgewählt, damit diese statistisch auswertbar sind. Seltene Objekte/Strukturen werden mit dem Ansatz der Zufallsstichproben verpasst. Um diese zu erfassen, wurden zusätzlich 6 Stichproben an besonderen Waldstandorten in die Untersuchung aufgenommen. Diese Stichproben enthalten einerseits im Sihlwald seltene Baumarten (z.B. Föhren), welche vor allem für epiphytische Flechten und Moose interessant sind. Andererseits grössere Windwurfflächen mit hohen Totholz mengen, die wichtig für xylobionte Arten sind. Diese Stichproben lieferten wichtige Artenfunde zur Charakterisierung des Sihlwald, konnten aber nur bedingt in tiefergreifende Analysen miteinbezogen werden.

Um die 63 Stichprobenpunkte standardisiert auszuwählen, wurden für jeden Plot der Stichproben Inventur Informationen aus schon vorhandenen oder neuen Datensätzen extrahiert.

#### **Habitatkartierung (2005)**

Mittels der Auswertung von Stereo-Luftbildern (vom 2.4.2005) wurden Habitatklassen und Habitattypen im Sihlwald kartiert. Der Interpretationsschlüssel basierte auf dem hierarchischen Ansatz des Luftbildkartierschlüssels des Deutschen Bundesamtes für Naturschutz. Die Kartierung erfolgte flächenhaft (Polygone), flächendeckend (adjazent) und nicht überlappend. Aus dieser Habitatkartierung wurde der Laub- und Nadelwaldanteil bzw. der Baumartenanteil extrahiert und jeder Stichprobe zugeordnet. Da einzelne Baumarten nicht immer korrekt bestimmt werden können, wurde der Fokus auf den Laubwaldanteil gelegt.



### **Waldbestandsaufnahme (2001)**

Die Entwicklungsstufe des Waldes wurde der kantonalen Waldbestandsaufnahme von 2001 entnommen. In dieser Aufnahme wurden Informationen zu Hauptbaumarten, Altersklassen, Deckungsgrad und Struktur über Luftbilder und terrestrische Begehungen kombiniert.

### **Totholz-Karte (2016)**

Neben den Daten von jedem Plot sind flächendeckende Informationen zu Totholzmenge und der räumlichen Verteilung wichtig für ein besseres Verständnis des Vorkommens von xylobionten Arten in einer Waldlandschaft.

Basierend auf LiDAR-Daten aus dem Winter 2014 wurde in Zusammenarbeit mit dem geographischen Institut der Universität Zürich eine Karte des liegenden Totholzes erstellt (Leiterer et al., 2013). Da auf diese Weise jedoch nicht alles Totholz erfasst werden konnte, wurde die Totholz-Karte anhand von Stereobildern (2013) ergänzt.

Trotz gewisser Einschränkungen dieser Methode (Sichtbarkeit von kleinen Totholzstücken, Detektierbarkeit von liegendem Totholz unter dichten Baumkronen von Nadelbäumen) stellt die erhaltene Totholzkarte eine wertvolle Grundlage für die Selektion der Stichproben und eine vielversprechende Informationsquelle für die Datenanalyse dar (Abbildung 3.1).

## **3.3. Selektion der Stichproben**

---

Um die 63 Stichproben auszuwählen, wurden zuerst Stichproben in der Sicherheitszone (entlang der Sihltalstrasse) ausgeschlossen. Des Weiteren gibt es im Sihlwald noch einige Baumbestände, in denen auf Grund von alten Pflanzungen die Fichte dominiert oder die infolge rezenter grossflächiger Abholzungen noch sehr jung sind. Diese Bestände sind stark von der Nutzung durch den Menschen geprägt und entsprechen nicht der natürlichen Entwicklung des Sihlwald. Solche Bestände wurden über die Anwendung folgender Filter aus dieser Untersuchung ausgeschlossen:

- Baumarten: mind. 50% Laubwaldanteil (entspricht meistens 50% Buchenanteil) (Habitatkartierung 2005)
- Entwicklungsstufe: mind. Stufe 4 (=Mittleres Baumholz,  $d_{\text{dom}}$  41 - 50 cm) (Waldbestandsaufnahme 2001)

Diesen Kriterien entsprachen 220 Stichproben. Um den Zusammenhang der Biodiversität und Habitatstrukturen bzw. Totholz zu untersuchen wurden die übriggebliebenen Stichproben entlang von zwei Totholzgradienten verteilt. Über die Totholzkarte wurden für jeden Punkt, in einem 40 m Radius um das Stichproben-Zentrum, ein Wert für die Totholzmenge und einer für die Vernetzung des Totholzes berechnet. Dieser Radius wurde gewählt, da in einer aktuellen Studie innerhalb von 40 m der grösste Einfluss des Totholzes auf xylobionte Käfer gefunden wurde (Seibold et al., 2017). Die Berechnungen basierten auf einem 2 x 2 m Raster, das über die Totholz-Karte gelegt wurde und die Totholzmenge entsprach der Anzahl der „positiven“ Zellen (=Totholz vorhanden). Die Vernetzung wurde über den Median der Distanzen aller Totholz-Zellen im 40 m Radius zum Zentrum beschrieben. Stichproben mit einer Totholzmenge von 0 oder 1 wurden ausgeschlossen (minus 9 weitere nach den ersten Filtern).



Nach einer Stratifikation des Mengen- und des Vernetzungs-Gradienten (für eine gleichmässige Verteilung der Stichproben entlang der Gradienten, wurden diese in jeweils 3 Abschnitte unterteilt), wurden die 60 Stichproben randomisiert gezogen. Diese stratifizierte Zufallsstichprobe eignet sich daher bestens für die statistische Analyse.

### 3.4. Dokumentation der Stichproben

---

Für die Stichprobeninventur ist das Zentrum jedes Plots mit einem Metallrohr dauerhaft markiert und letztes Jahr wurden die GPS-Koordinaten neu aufgenommen, wodurch die Plots leicht wiederauffindbar sind.

Zur Dokumentation wurden für jede Stichprobe auf Grundlage der kantonalen Stichprobeninventur Karten erstellt (siehe Abbildung 3.2). Diese Karten ermöglichen das einfachere Wiederfinden der Stichproben, da sie die Bäume auf jeder Stichprobe darstellen und zeigen, wie sie vom Weg aus erreicht werden können.

Später wurden zusätzlich die zwei Totholz-Stücke eingezeichnet, welche auf Moose, Flechten und Totholz-Pilze untersucht wurden, wodurch sichergestellt wurde, dass die einzelnen Arten auf denselben Stücken aufgenommen wurden. Ausserdem können so vor allem grössere Totholz-Stücke in zukünftigen Untersuchungen wiedergefunden werden, was einen Vergleich der gefundenen Arten ermöglicht und Rückschlüsse auf die Entwicklung des Totholzes zulässt. Auch der Standort der zwei Fallen zur Untersuchung der Totholzkäfer wurde genau eingemessen, was eine Positionierung der Fallen an denselben Stellen erlaubt.

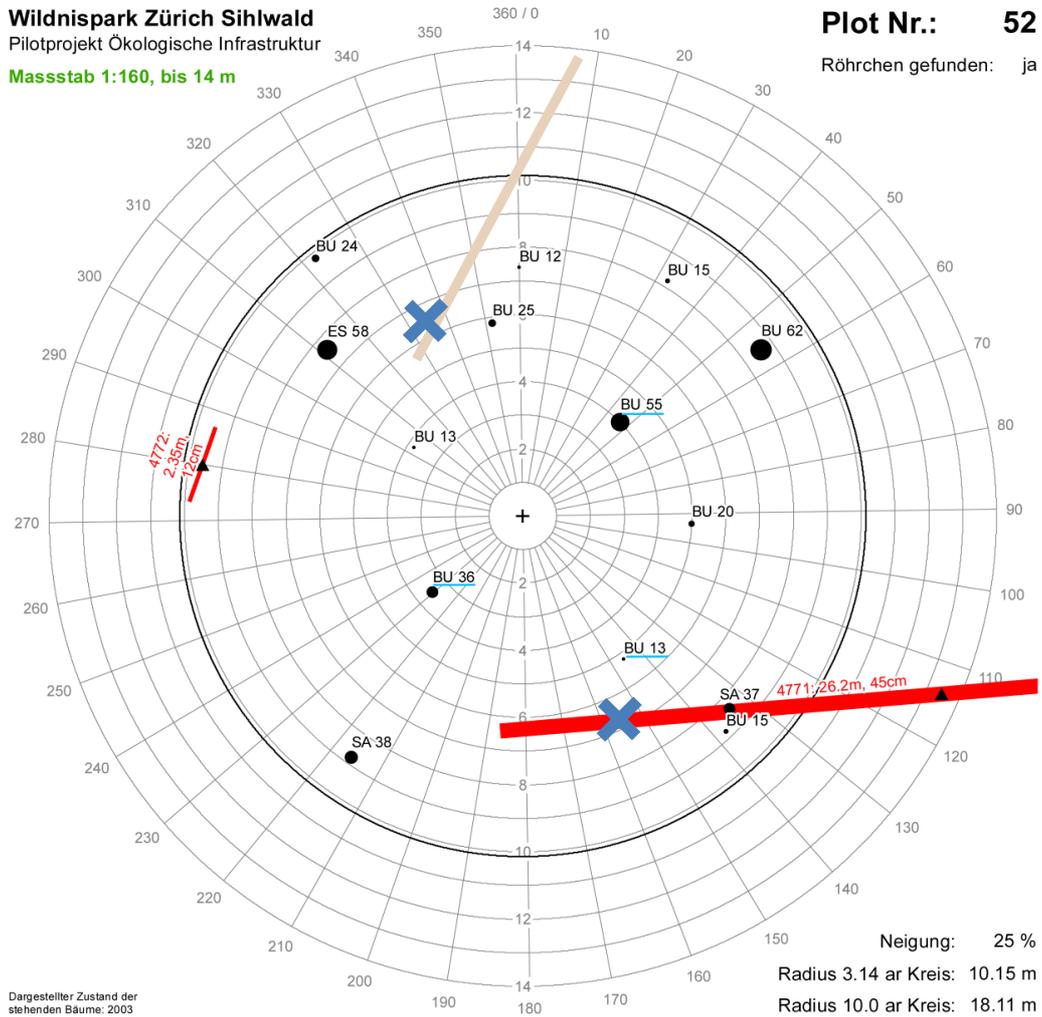


**Abbildung 3.1:** Totholzkarte des Sihlwaldes, erstellt mit LiDAR-Daten und stereoskopischen Luftbildern. Jede grüne Linie ist ein liegendes Totholz. 69 Plots wurden entlang von zwei Gradienten ausgewählt: 1. Totholzmenge (von wenig (= blau) zu viel (= rot) Totholz) und 2. Vernetzung (von gut (=Dreieck) bis schlecht (=Kreis) vernetzt, zur einfacheren Darstellung ist der Gradient nicht dargestellt) (Quelle: Luftbild: 14.3.2014, Osterwalder, Lehmann – Ingenieure und Geometer AG).

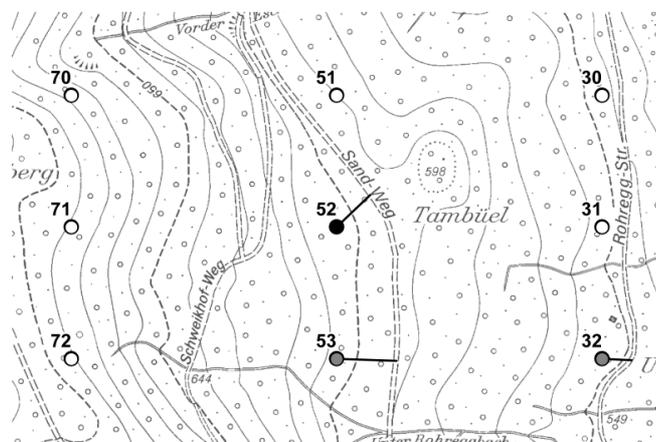
**Wildnispark Zürich Sihlwald**  
Pilotprojekt Ökologische Infrastruktur  
Massstab 1:160, bis 14 m

**Plot Nr.: 52**

Röhrchen gefunden: ja



GIS WPZ 17.11.2016



Quelle: GIS WPZ & ARE Kanton Zürich

**Abbildung 3.2:** Oben: Karte eines Plots der kantonalen Stichprobeninventur (10 m Radius, 314 m<sup>2</sup>), eingezeichnet sind alle Bäume (inkl. Art und BHD), die zwei Totholz-Stücke für die Untersuchung der Totholzpilze, Moose und Flechten (rot) und die Position der 2 Kreuzfensterfallen zur Untersuchung der Käfer (blaues x) die bei Totholzstrukturen (hellbraun) aufgehängt wurden. Unten links: Übersichtskarte wo sich der Plot im Sihlwald befindet. Unten rechts: Zugangsweg. (Quelle: GIS Wildnispark Zürich, Ronald Schmidt)

## 4. Xylobionte Käfer

Elena Haeler<sup>1</sup> & Thibault Lachat<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Berner Fachhochschule - HAFL, Länggasse 85, 3052 Zollikofen; elena.haeler@bfh.ch

<sup>2</sup>Berner Fachhochschule - HAFL, Länggasse 85, 3052 Zollikofen; thibault.lachat@bfh.ch

### 4.1. Einleitung

In der Schweiz sind über ein Viertel aller waldlebenden Tier- und Pflanzenarten von Totholz abhängig und bei den Käfern sind dies in der Schweiz über 1'700 Arten (Lachat et al., 2014). Zu den xylobionten Käfern zählen einerseits Arten, die sich von Totholz ernähren oder einen Teil ihres Lebens in totem Holz verbringen (z.B. während ihrer Entwicklung), andererseits auch Arten, die sich von anderen xylobionten Arten oder Totholzpilzen ernähren (Speight, 1989). Sie nehmen eine wichtige Rolle im Ökosystem Wald ein, da sie wesentlich zum Holzabbau beitragen. Durch die Abhängigkeit von Totholz, werden xylobionte Käfer in vielen Studien als Indikatoren für Waldstrukturen und für die Naturnähe von Wäldern herangezogen (Lachat et al., 2012; Müller et al., 2005). Mit zunehmender Totholzmenge entsteht nicht nur mehr Habitat, sondern auch eine grössere Habitatvielfalt, was zu artenreicheren Käfer-Gemeinschaften führt. Besonders in Artenmonitorings werden xylobionte Käfer daher immer wieder inkludiert, was sowohl einen nationalen (Naturwaldreservate-Monitoring), als auch einen internationalen Vergleich erlaubt (Holzinger et al., 2014; Köhler, 2009).

### 4.2. Methoden

#### *Kreuzfensterfallen*

Die xylobionten Käfer wurden auf jedem Plot mit zwei Kreuzfensterfallen untersucht. Diese Fallen sind eine Standard-Methode zur Untersuchung von xylobionten Käfern und erfassen ein breites Artenspektrum, da die meisten Totholzkäfer flugfähig sind (Jörg Müller, 2005). Wir verwendeten die sogenannte Polytrap™ die von der École d'ingénieurs de Purpan in Toulouse entwickelt wurde und aus zwei im 90 Grad Winkel ineinander gesteckten durchsichtigen Plexiglasscheiben (42 \* 70 cm) besteht (Abbildung 4.1). Unterhalb der beiden Scheiben führt ein durchsichtiger Trichter (Durchmesser = 45 cm) zu einem Fangbecher (Inhalt 1 l). Der Becher wird mit ca. 5 dl Fangflüssigkeit befüllt. Diese Fangflüssigkeit ist eine Wasserlösung mit 0.5% Rocima, einem antibakteriellen Mittel, das ein Zersetzen der Probe in der Falle verhindern soll.

Die zwei Fallen wurden zwischen zwei Bäumen oder - wenn die Bäume zu weit auseinander standen - an einem Holz-Galgen aufgehängt und direkt bei Totholz-Strukturen positioniert (bevorzugt Buchenholz). Durch die zwei Fallen konnten verschiedene Strukturen erfasst werden (z.B. stehendes und liegendes Totholz) und es können mehr Arten gefangen werden. Nach Parmain et al. (2013) werden durch eine zweite Falle 50% mehr Arten gefangen und bei seltenen Arten steigt die Artenzahl sogar um 75%. Auch ist es eine Absicherung, falls eine Falle ausfallen sollte.

Mindestens eine der Fallen befand sich innerhalb des 314 m<sup>2</sup>-Kreises, während die andere auch etwas weiter weg vom Zentrum innerhalb eines 1000 m<sup>2</sup>-Kreises positioniert werden konnte (siehe Kapitel 6.2). Es wurde darauf geachtet, dass die Fallen nicht zu nahe beieinander hingen (Mindestabstand ca. 10 m).



**Abbildung 4.1:** Polytrap™ bei liegendem Totholz (Bild: E. Haeler).

Durch die zwei Fallen auf 69 Plots gab es insgesamt 138 Fallen und daher 138 Insekten-Proben pro Leerungsrunde. Die Fallen waren von Ende April bis Mitte August 2017 im Wald und wurden in dieser Zeit fünf Mal geleert (etwa jede dritte Woche). Auf der rechten Sihlseite wurde eine Zwischenrunde eingelegt (mit verkürztem Intervall), da es im Hochsommer viele Aaskäfer in den Fallen hatte. In Summe ergaben sich daraus 720 Proben. Bei jeder Leerungsrunde wurde die Insekten-Probe der einzelnen Fallen separat in Alkohol aufbewahrt. Die Fallen wurden von grobem Schmutz und Laub befreit und der Becher mit frischer Fangflüssigkeit befüllt. Die alte Fangflüssigkeit wurde gesammelt und zur Entsorgung mitgenommen.

### **Sortieren + Bestimmen**

Im Labor wurden alle Käfer aus den Proben heraus sortiert. Dazu wird zuerst die Probe, die noch alle Insekten enthält, auf einem Sieb mit etwas Wasser abgespült. Anschliessend werden in einer Sortierschale alle Käfer, die mit freiem Auge sichtbar sind, heraus gesammelt und störende grössere Pflanzenteile werden entfernt. Aaskäfer (vor allem *Nicrophorus sp.*) wurden nicht in den Käfer-Proben belassen, sondern wurden gezählt und entsorgt. Um kleine Käfer zu finden wird die Probe noch unter dem Binokular kontrolliert. Die Käfer werden in Alkohol (70%) aufbewahrt. Auch der Rest der Probe (alle Nicht-Käfer) wird in Alkohol aufbewahrt und aufgehoben, was eine spätere Untersuchung der übrigen Artengruppen ermöglicht.

Die Käfer-Proben wurden von einem Experten bestimmt (Dr. Alexander Szallies). Die Zuteilung, ob eine gefundene Art xylobiont ist oder nicht, erfolgt im Nachhinein über Literaturangaben. Im Gegensatz zu den über 1700 xylobionten Käfer aus Lachat et al. 2014,

wurde im Rahmen dieser Arbeit eine konservativere Liste mit 1448 xylobionten Käfern verwendet. Diese Liste wurde in zahlreichen wissenschaftlichen Untersuchungen verwendet und ermöglicht so Vergleiche (Gossner et al. 2013; Lachat et al. 2016; Müller et al. 2015).

### Aufwand

Das Aufhängen, regelmässige Leeren und das Abbauen der Fallen nahm in der Summe ungefähr 38 Arbeitstage in Anspruch. Eine Leerungsrunde konnte innerhalb von 4-5 (langen) Tagen durchgeführt werden. Das Sortieren der 720 Proben nahm etwa 75 Tage in Anspruch nehmen. Die Artenbestimmungen wurden im Rahmen einer Zusammenarbeit mit der ZHAW durchgeführt und dauerten etwa 2 Monate.

## 4.3. Ergebnisse

### Artenzahlen

In Summe konnten 899 Käferarten (89'711 Individuen) nachgewiesen werden, wovon 351 Arten (64'368 Individuen) zu den xylobionten Käfern zählen. 334 Arten davon wurden auf den Plots gefunden, mit 41 bis 116 Arten pro Plot. Der Mittelwert liegt bei 80 ( $\pm 16$ ). Auf der Mehrheit der Stichproben wurden ca. zwischen 50 und 100 Arten von xylobionten Käfern nachgewiesen (siehe Abbildung 5.2).

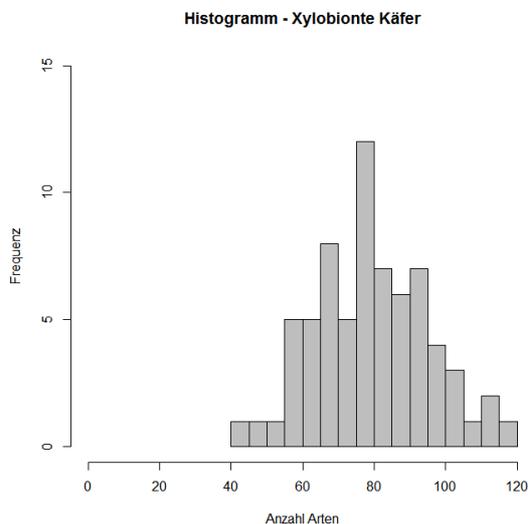
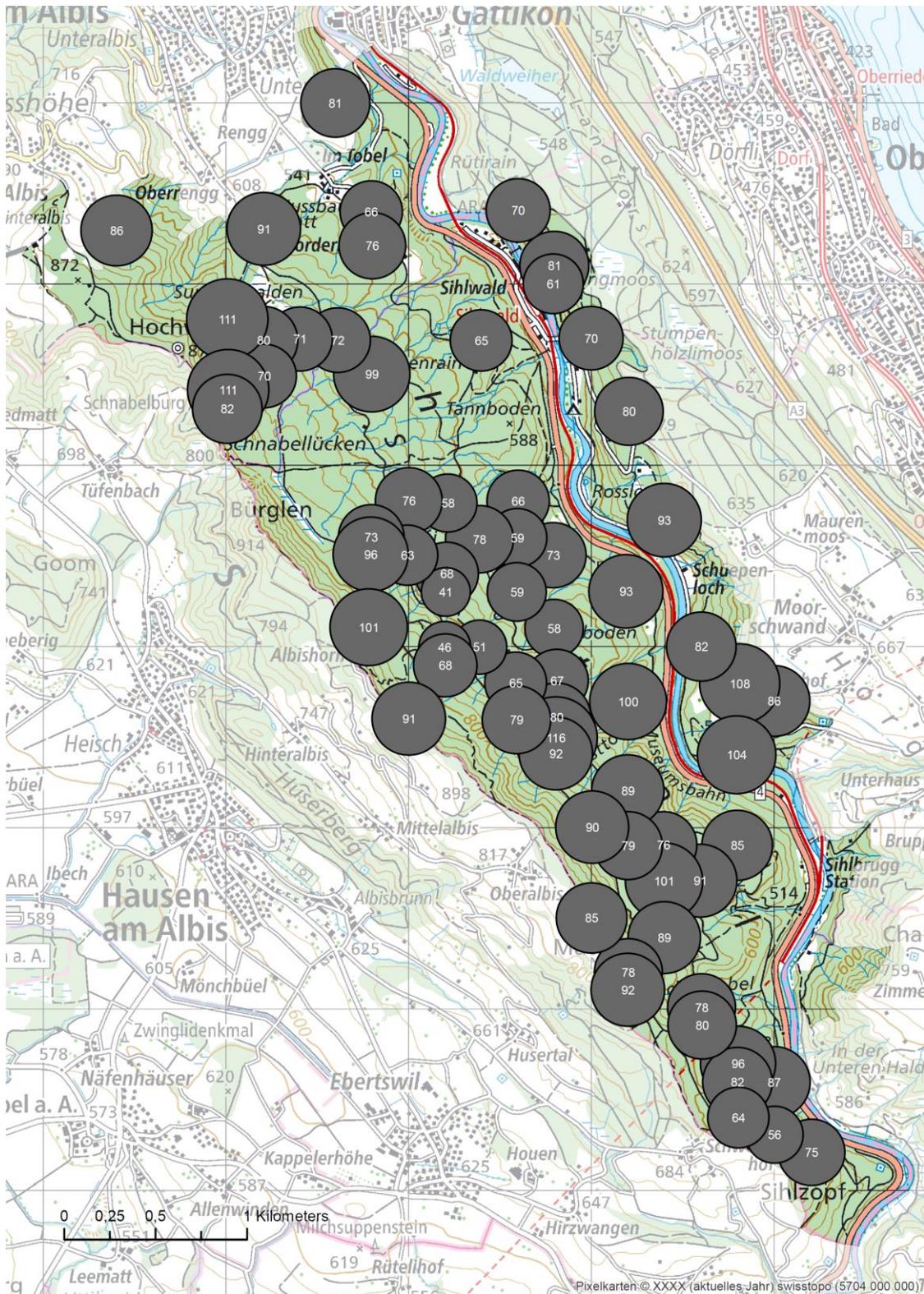


Abbildung 4.2 Anzahl der Stichprobenflächen mit einer bestimmten Anzahl Arten

### Übersichtskarte – Artenzahl pro Plot

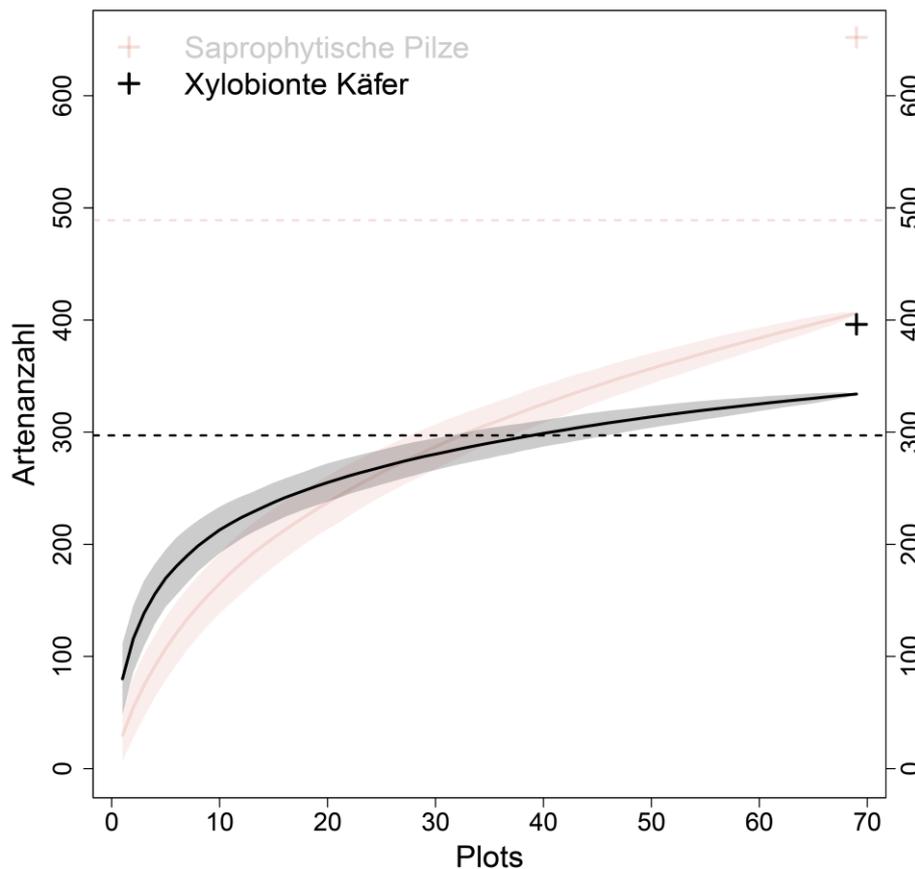
Die Verteilung des Artenreichtums der xylobionten Käfer im Sihlwald zeigt kein räumliches Muster. Die artenreichsten Stichproben befinden sich sowohl innerhalb als auch ausserhalb der Kernzone. Auch die Exposition und die Seehöhe scheinen für die Artenzahl keine Rolle zu spielen.



**Abbildung 4.3:** Räumliche Verteilung der Artenzahlen der xylobionten Käfer im Sihlwald. (Quelle: Pixelkarten © 2017 swisstopo (5704 000 000))

### Arten-Akkumulationskurve

Die Arten-Akkumulationskurve für die Käfer zeigt, dass langsam eine Sättigung eintritt. Das bedeutet, dass mit jedem neuen Plot nur noch wenige neue Arten gefunden werden. Die geschätzte Artenzahl (Chao2-Schätzer) liegt mit 396 Arten nur 62 Arten über der tatsächlich auf den Plots gefundenen Artenzahl (334). Da dieser Unterschied nicht allzu gross ist und dass etwa 88 % der geschätzten Arten gefunden wurden, ist ein weiteres Indiz dafür, dass die Fauna der xylobionten Käfer recht gut abgedeckt wurde.



**Abbildung 4.4:** Die Arten-Akkumulationskurven der xylobionten Käfer zeigt wie viele Arten mit jedem weiteren untersuchten Plot gefunden werden; das Kreuz zeigt die geschätzte Artenzahl (Chao-2) an und die gestrichelte horizontale Linie wo 75% der geschätzten Arten erreicht sind. Es wurden Funde ausgeschlossen, die nicht bis auf die Art bestimmt wurden (sp.), während Funde, die unsicher auf die Art bestimmt wurden (cf.), inkludiert wurden.

## 4.4. Besondere Arten

### «Espèces forestières emblématiques»

Für die xylobionten Käfer der Schweiz existiert eine Liste von 414 typischen Waldarten (espèces forestières emblématiques). Die Kriterien für die Selektion dieser Arten basiert auf der Seltenheit und auf den ökologischen Anforderungen (Sanchez et al. 2016). Diese beiden Kriterien werden in dem sogenannten Is-Wert zusammengefasst. Ab einem Is-Wert von 4 wird die Art als emblematische bzw. typische Waldart bezeichnet und in die Liste aufgenommen. Ein Is-Wert von 7 steht für sehr seltene Arten mit hohen ökologischen Ansprüchen. Insgesamt

konnten 46 typische Waldarten im Sihlwald nachgewiesen worden, wovon 14 neue Nachweise für den Kanton Zürich waren. Solche neuen regionalen Nachweise bestätigen die Bedeutung von Projekten wie diesem für die Verbesserung der Kenntnisse über die Artenverbreitung in der Schweiz.

**Tabelle 4.1:** Vollständige Liste der typischen Waldarten (Espèces forestières emblématiques) nach Sanchez et al. (2016).

Art	Plot-frequenz	Individuen	Is-Wert	Kantone mit Artnachweis	Letzte Beobachtung in Kt. ZH
<i>Abraeus parvulus</i>	1	1	7	1	-
<i>Allecula morio</i>	1	1	6	12	1980
<i>Ampedus erythrogonus</i>	35	65	4	22	2011
<i>Ampedus nigrinus</i>	12	19	4	15	1941
<i>Ampedus rufipennis</i>	1	1	5	8	2011
<i>Anisoxya fuscula</i>	3	3	4	11	1996
<i>Brachygonus megerlei</i>	2	2	4	15	2010
<i>Conopalpus testaceus</i>	1	1	4	12	-
<i>Corticeus linearis</i>	1	1	5	8	2015
<i>Corticeus unicolor</i>	26	98	4	17	2010
<i>Dacne bipustulata</i>	2	2	4	17	1996
<i>Denticollis rubens</i>	49	242	4	17	2011
<i>Diaperis boleti</i>	3	3	4	16	-
<i>Diplocoelus fagi</i>	2	2	5	12	-
<i>Dissoleucas niveirostris</i>	5	5	4	18	1996
<i>Euglenes oculatus</i>	5	7	5	11	-
<i>Euglenes pygmaeus</i>	2	2	5	8	-
<i>Hallomenus axillaris</i>	19	30	7	5	-
<i>Hallomenus binotatus</i>	33	47	5	15	1996
<i>Hylis cariniceps</i>	44	140	4	15	2011
<i>Hylis olexai</i>	28	47	4	16	2010
<i>Hylis procerulus</i>	25	56	5	9	1996
<i>Hypoganus inunctus</i>	13	15	4	16	2011
<i>Laemophloeus monilis</i>	2	2	5	11	1872
<i>Leptophloeus alternans</i>	5	7	5	11	?
<i>Lissodema cursor</i>	2	2	5	6	-
<i>Litargus connexus</i>	4	6	4	23	2014
<i>Mycetophagus atomarius</i>	7	8	5	19	1988
<i>Mycetophagus quadripustulatus</i>	2	2	5	11	2002
<i>Nosodendron fasciculare</i>	7	7	5	11	1951
<i>Orchesia micans</i>	2	2	6	14	?
<i>Orchesia minor</i>	37	76	5	16	1996
<i>Orchesia undulata</i>	18	27	4	14	1996
<i>Paromalus parallelepipedus</i>	6	7	4	13	1(1)
<i>Pediacus depressus</i>	1	3	5	10	-
<i>Platyrhinus resinosus</i>	1	1	4	22	2012
<i>Plegaderus vulneratus</i>	1	1	5	7	-
<i>Pyropterus nigroruber</i>	11	13	4	12	1994
<i>Salpingus ruficollis</i>	67	339	4	22	1996

<i>Serropalpus barbatus</i>	18	33	4	18	2011
<i>Silvanus bidentatus</i>	2	3	4	17	1996
<i>Sphindus dubius</i>	7	16	6	13	-
<i>Synchita humeralis</i>	7	9	4	10	-
<i>Tillus elongatus</i>	14	17	4	18	2011
<i>Triplax lepida</i>	1	1	5	11	-
<i>Vincenzellus ruficollis</i>	56	261	4	16	-

### **Kurzportraits von Urwaldreliktarten und «espèces forestières emblématiques»**

Im Folgenden werden die Urwaldreliktarten gemäss Müller et al. (2005) und Eckelt et al. (2018) und die «espèces forestières emblématiques» gemäss Sanchez et al. (2016) porträtiert. Die ökologischen Eigenschaften der Arten stammen aus der «traits database» von Müller et al. (2013) und aus der Dissertation von Möller (2009). Urwaldreliktarten der Kategorie 1 (UWR=1) sind nur in Urwäldern und sehr naturnahen Wäldern zu finden, während Arten der Kategorie 2 (UWR=2) auch in bewirtschafteten Wäldern vorkommen können, falls ihre Lebensraumanprüche erfüllt sind (Eckelt et al. 2018). Käferarten mit einem Is-Wert von 6 bzw. 7 – sehr seltene und anspruchsvolle Arten – sind hier unten vorgestellt.

#### ***Abraeus parvulus* (UWR=2, Is=7)**

Dieser Fund aus der Familie der Stutzkäfer (Histeridae) ist erst die zweite Beobachtung dieser Art in der Schweiz (erste Beobachtung im Jahr 2015, AG). Wie die anderen Arten dieser Familie leben die Käfer und Larven dieser Art räuberisch und ernähren sich von anderen Insekten und deren Larven. *A. parvulus* ist ein sehr kleiner Käfer (1 mm), der obligatorisch mit Ameisen zusammen lebt (Wirte sind die Holzameise *Lasius brunneus* oder *Formica sanguinea*). Diese Art ist wärmeabhängig, heliophil und meidet feuchte Standorte. Er bevorzugt alte, weit abgebaute Baumruinen bzw. stehende, strukturreiche Stämme (vorwiegend Laubholz, aber auch Kiefer) mit grösseren Durchmessern (60 cm). Mit einem Is-Wert von 7 erreicht diese Art die höchste Stufe an Seltenheit und ökologischen Ansprüchen. Mit einem einzigen Nachweis im Sihlwald bleibt diese Art äusserst selten.

#### ***Bolitochara lucida* (UWR=2)**

Diese Art aus der Familie der Kurzflügler (Staphylinidae) ist ca. 4 mm gross. Sie ist zwar in der Schweiz bekannt (Eckelt et al. 2018), jedoch ohne offizielle Meldung beim CSCF. *B. lucida* ist eine räuberische Art, bevorzugt feuchtere Laubwaldgesellschaften und lebt bodennah an sporulierenden Fruchtkörpern von Holzpilzen (besonders Porlinge wie z.B. Trametes-Arten) oder an verpilzten Hölzern. Diese Art kam auf 10 Stichproben mit jeweils einem Individuum vor.

#### ***Batrisodes buqueti* (UWR=2, Urwaldreliktart gemäss Müller et al. 2005)**

Diese 2 mm kleine Art aus der Familie der Kurzflügler (Staphylinidae) lebt räuberisch und ernährt sich vorwiegend von Milben. *B. buqueti* lebt in der Regel mit der Holzameise *Lasius brunneus* in und an stehendem Totholz stärkerer Abmessungen mit reicher Struktur (Höhlen, vermorschte Stammarten anbrüchiger Laubbäume, gelockerte Borke, Spalten- und Gangsysteme). Im Sihlwald wurden 2 Individuen auf 2 Stichproben gefunden.



***Sphindus dubius* (Is=6)**

Diese kleine emblematische Art (2 mm) aus der Familie der Sphindidae bevorzugt offene besonnte Standorte (heliophile Art). Sie lebt in den Sporenlagern von Schleimpilzen (Myxomycetes) auf Totholz. Seltener wurde sie auch an anderen Holzpilzen gesichtet. *S. dubius* ist xylomycetophag (=ernährt sich von verpilztem Holz) auf Laub- und Nadelholz. Es wurden 16 Individuen dieser Art auf 7 Stichproben nachgewiesen.

***Hallomenus axillaris* (Is=7)**

Arten aus der Familie der Tetratomidae werden auch als Konsolenpilzkäfer bezeichnet (aus dem Englischen «polypore fungus beetles»). Diese 5 mm grosse, mycetophage Art (=ernährt sich von Pilzen) kommt in schattigen und feuchteren Waldstandorten vor. Sie wird regelmäßig an Fruchtkörpern von *Antrodia serialis* an Fichten-Totholz gefunden. Darüber hinaus wurde *H. axillaris* an bodennahen Fruchtkörpern vieler anderer Holzpilzarten auf Laub- und Nadelholz nachgewiesen (z.B. an *Daedalea quercina*, *Laetiporus sulphureus*, *Inonotus sp.*). Mit einem Is-Wert von 7 erreicht diese Arte die höchste Stufe an Seltenheit und ökologischen Ansprüchen und konnte im Sihlwald mit 30 Individuen auf 19 Stichproben nachgewiesen werden.

***Allecula morio* (Is=6)**

Diese Schwarzkäferart (Tenebrionidae) ist 8 mm gross. Damit ist sie die grösste (!) der hier beschriebenen seltenen Arten. Sie lebt vorwiegend in Mulmhöhlen von Laubbäumen (seltener auch in Nadelgehölzen). Die Larven entwickeln sich in trockenerem, mit Detritus angereichertem Mulm von Stammhöhlen, in ausgedehnteren Mulmtaschen in vermorschtem Holz, in vermulmten Holzspalten und hinter vermulmter Borke. Diese Art wird meist in strukturreichen Baumruinen angetroffen, besonders an trockenwarmen Standorten. Auch relativ niedrige Baumstümpfe können als Habitat für diese Art in Frage kommen. Mit einem einzigen Nachweis im Sihlwald bleibt diese Art äusserst selten.

***Orchesia micans* (Is=6)**

Diese Art aus der Familie der Düsterkäfer (Melandryidae) ist typisch mycetophag und ernährt sich von Schillerporlingen an Laubbäumen (*Inonotus*-Arten). Der Käfer erreicht eine Körpergrösse von 4.5 mm. Seine Larven entwickeln sich in den Fruchtkörpern vieler verschiedener einjähriger *Inonotus*-Arten wie z.B. *I. hispidus*, *I. dryophilus*, *I. radiatus* und *I. cuticularis*. *O. micans* gilt als euryöke Art, da sie in verschiedenen Waldstandorten mit unterschiedlichen mikroklimatischen Bedingungen (Luftfeuchte, Temperatur) leben kann. Mit zwei Nachweisen auf zwei Stichproben bleibt diese Art äusserst selten im Sihlwald.

1.



2.



3.



4.



5.



6.



7.



**Abbildung 4.5:** Urwaldreliktarten und emblematische Arten nach Müller et al. (2005), Eckelt et al. 2018 und Sanchez et al. 2016. 1. *Abraeus parvulus* (zobodat.at), 2. *Bolitochara lucida*, 3. *Batrisodes buqueti* (©Ch. Benisch), 4. *Sphindus dubius* (© J. Reibnitz), 5. *Hallomenus axillaris* (© J. Reibnitz), 6. *Allecula morio* (© J. Reibnitz), 7. *Orchesia micans* (zin.ru)

## 4.5. Diskussion

---

### *Methodendiskussion*

Kreuzfensterfallen, wie die hier verwendete Polytrap™, haben sich als Standard in Europa etabliert, haben dadurch eine hohe Vergleichbarkeit (Müller et al., 2013) und wurden auch in Schweizer Studien erfolgreich angewendet (Huber, 2014; Lachat & Wermelinger, 2014). Neben der erzielten Vergleichbarkeit mit anderen Studien (unter anderem mit dem Monitoring in Naturwaldreservaten), hat sich die Verwendung der Polytrap™ für die Aufnahmen der Totholzkäfer im Sihlwald auch sonst bewährt. Durch das geringe Gewicht und die einfache Handhabung, konnte sie gut transportiert und aufgebaut werden.

Die Installation von zwei Fallen pro Plot sollte in zukünftigen Studien beibehalten werden. Dadurch können verschiedene Totholzstrukturen abgedeckt werden, und es ist eine Absicherung, falls es auf einem Plot zu einem Verlust einer der Fallen (und daher der Probe) kommt. Da kein neuer Plot begangen werden muss, ist der Aufwand bei der Feldarbeit mit zwei Fallen pro Plot nicht sehr viel grösser als bei einer Falle. Da die Arten-Akkumulationskurve ab ca. 50 Stichproben (mit je zwei Fallen) sehr abflacht, könnte eine Reduktion der Stichprobenzahl in Betracht gezogen werden (siehe Kapitel «Empfehlungen»). Gemäss unserer Erfahrung waren totholzreiche Stichproben sehr artenreich an xylobionten Käfern. Die Häufigkeit von solchen Stichproben wird durch die natürliche Entwicklung des Waldes in Zukunft zunehmen, was zu einer Zunahme der xylobionten Käferarten führen kann.

Um eine Erweiterung des gefundenen Artenspektrums zu erzielen, könnte zusätzlich ein Handfang durchgeführt werden. Beim Handfang handelt sich um eine qualitative Methode, die als Ergänzung zu Fallen zu verstehen ist, da ergänzende Arten gefunden werden können. Einerseits, da zusätzlich zu den flugaktiven Arten, deren Spektrum durch die Flugfallen abgedeckt ist, flugunfähige und kryptische Arten erhoben werden können. Andererseits können besonders seltene und bedrohte Arten erfasst werden, die in den Fallen oft unterrepräsentiert sind, da ihr Vorkommen in diesen eher zufällig ist (Martikainen & Kaila, 2004; Martikainen & Kouki, 2003). Die Integration eines Handfangs führt allerdings zu einem nicht unwesentlichen Mehraufwand an Arbeitstagen im Feld, könnte jedoch auf spezielle Strukturen beschränkt werden. Basierend auf unseren Erfahrungen in anderen Projekten, raten wir von einem systematischen Handfang auf den untersuchten Stichproben ab. Für eine reine Ergänzung der Artenliste ist ein grossflächiger Handfang vorzuziehen, bei dem unabhängig von den Stichproben, wertvolle Habitate untersucht werden ist.

### *Xylobionte Käfer im Sihlwald*

Die Vielfalt der xylobionten Käfer im Sihlwald ist durchaus mit anderen Buchenwäldern vergleichbar (siehe Tabelle 4.2). Mit über 350 xylobionten Käferarten konnten wir mit einem vergleichbaren Aufwand sogar mehr Arten als in einem reinen Buchenurwald in der Ukraine nachweisen. Die Beimischung von Nadelbäumen im letzten Jahrhundert für die Holzproduktion kann diese höhere Vielfalt erklären (siehe nächster Abschnitt: «Ökologische Eigenschaften»). Im Steigerwald konnte Müller (2005) mit der gleichen Anzahl von Stichproben gleich viele xylobionte Arten nachweisen. Müller arbeitete zwar mit nur einer Flugfalle pro Plot, er führte jedoch einen Handfang auf den einzelnen Stichproben durch, was sicherlich zu einer

Vervollständigung der Artenliste beigetragen hat. Sogar die sehr vollständigen Inventare von Köhler (2017) mit einer breiten Palette an Fangmethode in Naturwaldreservaten in Luxemburg ergaben nicht mehr xylobionte Arten als unsere Untersuchung in Sihlwald. Und dies obwohl die Untersuchungen in Luxemburg sogar auf eine Maximierung der Artenzahl ausgelegt waren (Fokussierung u.a. auf Waldränder, lichte Standorte).

Auch wenn die Anzahl der xylobionten Arten im Sihlwald einen sehr guten Eindruck des Waldzustands vermittelt, fehlen mehrheitlich anspruchsvolle Arten. Dazu gehören Käferarten von der roten Liste, (nur teilweise verfügbar für die Schweiz (Monnerat et al. 2016)), der Liste der Urwaldreliktarten (Eckelt et al. 2018; Müller et al. 2005) und der Schweizer Liste der «espèces forestières emblématiques» (Sanchez et al. 2016). Es konnte keine Art der roten Liste der Holzkäfer der Schweiz (Prachtkäfer, Bockkäfer, Rosenkäfer und Schröter), lediglich drei Urwaldreliktarten und fünf emblematische Arten mit einem Is-Wert von 6 oder grösser (also seltene Arten mit hohen Habitatansprüchen) im Sihlwald nachgewiesen werden. Im Vergleich mit den Untersuchungen von Köhler in Naturwaldreservaten in Luxemburg zeigt sich ein ähnliches Verhältnis der Anzahl von Urwaldreliktarten zur Anzahl insgesamt gefundener xylobionter Käfer. Referenzwerte aus dem Buchenurwald Uholka-Schyrokyj Luh in der Ukraine zeigen jedoch einen zehnfachen Anteil von Urwaldreliktarten. Mit weniger Aufwand werden dort in einem einzigen Fangjahr bis zu 26 Urwaldreliktarten gefunden. Diese Referenzwerte können allerdings nicht als Zielwert für den Sihlwald gelten, da viele der Arten in ganz Zentraleuropa kaum oder nicht mehr vorkommen. Solche Zahlen zeigen aber, dass der Sihlwald ein hohes Entwicklungspotential für anspruchsvolle xylobionte Käferarten aufweist, solange diese Arten sich von Refugien aus in Zentraleuropa ausbreiten können.

**Tabelle 4.2:** Überblick über verschiedene Projekte in Buchenwäldern (UWR: Urwaldreliktarten). Die letzte Zeile zeigt die heutige Situation der Schweiz. Sie kann nicht direkt mit den anderen Projekten verglichen werden, da schweizweit der Fokus auf seltene Arten gesetzt wurde. Quellen: Sihlwald 2017 – dieser Bericht, Sihlwald 2015 - Lachat et al. 2015, Buchenwälder - Lachat et al. 2005, Uholka 2016 - Lachat et al. 2016, Uholka 2017 – laufend, Naturwaldreservate - Köhler 2013, alle Wälder - Eckelt et al. 2018

Wald/Projekt	Fang-Methode	Anzahl Stich-proben	Anzahl Fallen	Dauer Jahre	Anzahl xylob. Käfer	Anzahl UWR	Anteil UWR
Sihlwald 2017, CH	Polytrap	69	140	1	351	3	0.8
Sihlwald 2015, CH	Kombifalle	5	5	2	96	0	0
Steigerwald, DE	Flugfallen, Handfang,	69	69	1	354	7	1.6
Buchenwälder, CH	Kombifalle	75	75	2	496	7	1.4
Uholka 2016, UKR	Kombifalle	60	60	2	265	21	8.0
Uholka 2017, UKR	Polytrap	16	32	1	255	26	10.2
Naturwaldreservate, LUX	Diverse Fallen, Handfang, Emergenz			2	309-359	1-4	0.3-1.14
alle Wälder, CH	Alle CH-Daten	-	-	-	1119	95	8.5

## Ökologische Eigenschaften der Artengemeinschaften der xylobionten Käfer

### Waldtyp und xylobionte Käfer

Im Sihlwald dominiert die Buche mit einem Grundflächenanteil von 39%, doch mit Fichte (25%) und Tanne (9%) haben auch Nadelbäume einen grossen Anteil an der Grundfläche. Dies hat einen Einfluss auf die xylobionten Käfer, da ein daher ein beträchtlicher Anteil des Totholzes Nadelholz ist (36% des liegenden Totholzes). Der Anteil an Nadeltotholz dürfte in den nächsten Jahrzehnten weiter zunehmen, da die Fichte mittelfristig durch Trockenheit, Borkenkäfer und Stürme im Sihlwald unter Druck gerät. Ohne Bewirtschaftung wird die konkurrenzstarke Buche überhandnehmen. Im Sihlwald sind die meisten der xylobionten Käfer Laubwaldspezialisten (58%), während 22% von Nadelwäldern bzw. von Nadelbäumen abhängig sind (siehe Abbildung 4.6). Weitere 20% der Arten sind Generalisten die sowohl Nadel- als auch Laubholz besiedeln können. Diese Generalisten, sind oft mit späteren Zersetzungsstadien assoziiert, da mit fortschreitendem Holzabbau die Wichtigkeit der Baumart für xylobionte Arten abnimmt, weil sich die physikalischen und chemischen Totholzeigenschaften zwischen Laub- und Nadelholz immer weniger unterscheiden (Lachat et al. 2014). Die ca. 80 Käferarten, welche von Nadelbäumen abhängig sind, machen den Unterschied zu den Artenzahlen aus den fast reinen Buchenurwäldern der Ukraine aus. Die Nadelbäume führen also im Sihlwald zu einer gewissen Heterogenität, die sich in einer erhöhten Artenvielfalt der xylobionten Käfer widerspiegelt.

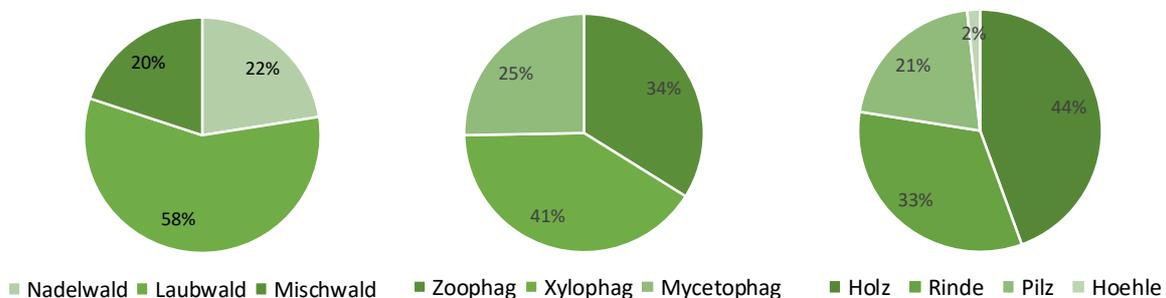


Abbildung 4.6: Aufteilung der xylobionten Käfer aus dem Sihlwald nach ihren ökologischen Eigenschaften.

### Substrat und xylobionte Käfer

Zahlreiche xylobionte Käfer benötigen Totholz für ihre Larvenentwicklung. Die Erstbesiedler entwickeln sich meistens unter der Rinde und ernähren sich vom energiereichen Bast (Wermelinger 2017). Mit dem fortschreitenden Holzabbau findet man mehr und mehr Arten die sich direkt im Holz entwickeln. Weitere Arten haben sich auf Fruchtkörper von Holzpilzen spezialisiert oder brauchen Mulmkörper in Höhlen. Im Sihlwald dominieren die Holzbesiedler (44%) und Rindenbrüter (33%), mit über 20% machen jedoch auch die Pilzbesiedler einen wichtigen Anteil aus. Die hohe Vielfalt von Totholzpilzen (siehe Kapitel «Totholzbewohnende Pilze») dürfte einen wichtigen Einfluss auf die pilzbesiedelnden Käfer haben. Arten, welche Baumhöhlen mit Mulm brauchen, sind im Sihlwald schwach vertreten. Ein Grund dafür ist, dass Mulmhöhlen im Sihlwald noch sehr selten sind. In einem Projekt über Mulmhöhlen im



Sihlwald, wurde eine Dichte von ca. 2 Mulmhöhlen pro ha geschätzt, wohingegen die Mulmhöhlendichte in einem Buchenurwald der Ukraine 10 bis 14 pro ha erreicht (Oberholzer 2017). Für die Entstehung solcher Mulmhöhlen braucht es dicke Bäume und viel Zeit. Da der Sihlwald noch ein junges Naturwaldreservat ist, sind solche wertvollen Habitate noch immer Mangelware, werden mit der Zeit aber zunehmen.

### **Nahrungsgilde**

Xylobionte Käfer lassen sich auch nach ihren Nahrungsgilden einteilen. Mit 41% dominieren die xylophagen Arten (holzfressende Arten). Über ein Drittel der Arten gilt als zoophag. Solche Arten ernähren sich räuberisch von anderen xylobionten Arten (siehe Abbildung 4.6) und können daher auch natürliche Feinde von Totholzbesiedlern sein (Wermelinger 2017). Bemerkenswert ist wieder der grosse Anteil an xylobionten Käferarten, welche von Pilzen abhängig sind. Jede vierte Art im Sihlwald ernährt sich von Pilzfruchtkörpern, Sporen, oder vom Pilzmyzel im stark verpilzten Totholz (mycetophag). Da Pilze in der Lage sind Zellulose und Lignin abzubauen, ist Pilzmyzel für viele Insekten besser verdaulich als Holz. Dazu stellen Pilzgewebe eine reichhaltige Nahrungsquelle dar (Wermelinger 2017).

### **Schlussfolgerungen**

Mit über 350 Arten zeigt der Sihwald eine hohe Artenvielfalt von xylobioten Käfern. Nicht nur die Totholzmenge, sondern auch die Baumartenzusammensetzung und dadurch die Totholzvielfalt (Nadel- und Laubbäume) haben einen Einfluss auf den Artenreichtum und die Artenzusammensetzung, was zu einer relativ reichen Totholzkäfer-Fauna führt. Die detaillierte Auswertung der Effekte der Waldstrukturen auf die Artenzahlen sind im Kapitel «Einfluss von Waldstrukturen auf die Artengruppen».

Viele seltene und ökologisch anspruchsvolle Arten fehlen noch im Sihlwald. Die sehr intensive Waldbewirtschaftung während der letzten Jahrhunderte lässt sich nicht durch einige Jahre Prozessschutz kompensieren. Obwohl die natürliche Dynamik schon in den Sihlwald zurückkehrt, fehlen noch wichtige Habitatstrukturen wie starkes altes Totholz oder grosse Mulmhöhlen. Die Rückkehr von anspruchsvollen Arten kann dann allerdings noch länger dauern. Denn auch wenn die Habitatbedingungen für einige anspruchsvolle Arten erfüllt sind (lokal sehr grosse Totholzvolumen), dürfte noch der sogenannte «colonization credit» herrschen, da Arten oft Zeit brauchen um Habitate wieder zu besiedeln (Jackson and Sax 2010).

Dieses Inventar stellt als erste systematische Aufnahme der xylobionten Käfer (zusammen mit den drei weiteren Artengruppen) eine sehr wertvolle Grundlage für Folgeaufnahmen dar. Die weitere Entwicklung der xylobionten Käferfauna in einem noch jungen Naturwaldreservat wie dem Sihlwald ist äusserst spannend und kann wertvolle Informationen für weitere Buchenwälder des Mittellandes liefern.

## 5. Totholzbewohnende Pilze

Stefan Blaser

Eidg. Forschungsanstalt WSL, Zürcherstrasse 111, 8903 Birmensdorf; stefan.blaser@wsl.ch

### 5.1. Einleitung

Ein sehr zentraler, struktureller Unterschied zwischen genutzten und ungenutzten Wäldern ist die Art (Grösse), Menge (Anzahl Totholzstücke) und die zeitliche Kontinuität von Totholz. Das Totholzangebot in genutzten Wäldern ist zumeist gering und umfasst vor allem kleine Totholzelemente. Ein Nutzungsverzicht, wie er im Sihlwald vollzogen wurde, führt nach und nach zu einem hohen, räumlich und zeitlich kontinuierlichen Totholzangebot. Um langfristige Veränderungen der Waldbiodiversität während dieses Prozesses zu erfassen, sind demnach totholzabhängige Organismengruppen optimal geeignet. Eine sehr wichtige Rolle spielt Totholz für die Pilzdiversität im Wald. So sind in der Schweiz rund 2700 von 8800 nachgewiesenen Pilzarten auf Totholz angewiesen. Mit dem Abbau des Totholzes erfüllen diese Organismen eine zentrale Funktion im natürlichen Stoffkreislauf des Waldes. Einige Totholz-Pilzarten sind besonders auf grobes Totholz (dicke Baumstämme) und natürliche Sterbeprozesse im Wald angewiesen. Diese Arten können daher direkte Hinweise auf die Habitatqualität beziehungsweise die Natürlichkeit des Waldes geben. Die Integration der Totholzpilze in ein Langzeitmonitoring ist somit ein wichtiger Bestandteil für die Beurteilung der Veränderungen im Naturwaldreservat Sihlwald.

### 5.2. Methoden

Die Erhebungen der saprophytischen Pilze wurden zwei Mal durchgeführt, einmal im Herbst 2016 und einmal im Frühjahr 2017.

#### *Fruchtkörpererfassung auf ausgewählten Totholzstücken*

##### **Totholzauswahl**

Auf jeder Stichprobenfläche wurden zwei Totholzstücke für eine komplette Fruchtkörperaufnahme ausgewählt:

1. Das grösste Holzstück (nach Volumen), welches wenigstens teilweise auf der 1000 m<sup>2</sup> Kreisfläche lag. Waren mehrere Stücke vorhanden, unter welchen keine rasche, eindeutige Wahl getroffen werden konnte, wurde das gewählt, welches näher am Stichprobenmittelpunkt lag.
2. Ein Totholzstück mit einem mittleren Durchmesser von mindestens 7 cm und höchstens 12 cm und wenigstens 1 m Länge. Aus allen möglichen Totholzstücken wurde zufällig eines ausgewählt. Dazu wurde eine Zufallszahl zwischen 0 und 360 als Gradzahl für die Himmelsrichtung ermittelt. Das erste Holzstück nach obigen Vorgaben, welches den Transekt in diese Richtung schnitt, wurde gewählt. War in dieser Richtung kein Holzstück

zu finden, wurde nach Zufall entweder im Uhrzeiger oder gegen den Uhrzeigersinn weitergesucht, bis ein Stück gefunden wurde. War auf dem Plot kein den Vorgaben entsprechendes Stück vorhanden, wurde das den Vorgaben am nächsten kommende Stück ausgewählt.

Von den ausgewählten Totholzstücken wurde die Lage bestimmt (Distanz und Himmelsrichtung vom Stichprobenmittelpunkt, sowie die Ausrichtung des Holzstückes), die Dimension gemessen (Länge und mittlerer Durchmesser), die Baumart notiert und der Zerfallsgrad geschätzt. Die Holzstücke wurden im Herbst mit einer Plastikplakette markiert, um eine sichere Identifikation derselben Holzstücke im Frühjahr zu gewährleisten und um die Stücke für die Moos- und Flechtenaufnahmen zu kennzeichnen.

### **Fruchtkörpererfassung**

Die Fruchtkörper wurden auf den beiden ausgewählten Holzstücken einmal im Herbst 2016 und einmal im Frühling 2017 erfasst. Berücksichtigt wurden in der Untersuchung alle Ständerpilzarten (Basidiomycetes) und ein Teil der Schlauchpilzarten (Ascomycetes). Bei den Schlauchpilzen wurden jene berücksichtigt, deren Einzelfruchtkörper oder Sammelfruchtkörper wenigstens 0.5 cm im Durchmesser messen, und die damit ziemlich zuverlässig gefunden werden konnten. Es fallen dadurch viele kleine und kleinste Arten weg, bei denen sowohl das Finden, wie auch das Bestimmen meist schwierig ist. Vor Ort bestimmbare Arten wurden im Feld notiert. Von allen anderen Arten wurde eine Probe entnommen, diese mit einem Trocknungsgerät getrocknet und später mit Hilfe mikroskopischer Merkmale bestimmt.

### ***Fruchtkörpererfassung auf der 1000 m<sup>2</sup> Stichprobenfläche***

Nach der Fruchtkörpererfassung auf dem ausgewählten Totholz, wurde jeweils noch eine Fruchtkörpererfassung von einem reduzierten Artenset auf einer 1000 m<sup>2</sup> Kreisfläche durchgeführt. Es wurde eine grössere Fläche gewählt als die Fläche der Stichprobeninventur, da Totholz sehr verstreut auftritt und auf manchen Flächen fast fehlte. Die saprophytischen Pilze hätten sonst nicht ausreichend erfasst werden können. Bei der Erfassung wurden folgende Arten berücksichtigt:

- Alle poroiden Arten (Arten mit poroider Ausformung der Fruchtschicht)
- Alle stereoiden Arten (Stereum, Chondrostereum, Laxitextum, Hymenochaete...)
- Die 21 Arten, welche von Christensen et al. 2004 als Indikatorarten von natürlichen Buchenwäldern vorgeschlagen wurden.

Es handelt sich bei den hier einbezogenen Arten um solche, die vorwiegend recht grosse, sehr oft im Feld bestimmbare, sowie oft auch ausdauernde (Wochen bis Jahre) Fruchtkörper bilden. Diese Arten können daher mit einem recht geringen Zusatzaufwand auf der gesamten Fläche ermittelt werden.

Es wurde auf jeder Fläche für maximal 30 Minuten nach den entsprechenden Arten gesucht. War vorher schon alles verfügbare Totholz abgesucht, wurde die Suche beendet. Bei der Suche wurden keine Holzstücke umgedreht, um grosse, nicht drehbare und kleine, drehbare Holzstücke gleichartig abzusuchen. Ein grosser Teil dieser Arten konnte im Feld bestimmt und

notiert werden. Von allen anderen wurden Proben genommen, getrocknet und später mikroskopisch nachbestimmt.

Für die Bestimmung der Arten wurden, nebst einiger weiterer Spezialliteratur, vor allem die Arbeiten von Breitenbach und Kränzlin 1984-2000, Bernicchia & Gorjon 2010, Eriksson & Ryvarden 1973-1984, Melo und Ryvarden 2014 sowie Krieglsteiner & Kaiser 2000 verwendet. Die Nomenklatur richtet sich an den bei SwissFungi im Oktober 2017 verwendeten Namen (Senn-Irlet et al. 2016). Dies erleichtert die Übernahme der Daten in die Datenbank bei SwissFungi, sowie auch das Aufrufen der Informationen zu den Arten (insbesondere Verbreitungskarte) unter [www.swissfungi.ch](http://www.swissfungi.ch).

### Leistungen

Die Feldarbeiten wurden so kompakt wie möglich, erstmals während der optimalen Fruktifikationszeit im Herbst 2016, danach Anfang Juni 2017, vor der üblichen Sommer-trockenperiode, durchgeführt. Die Bestimmungsarbeit wurde in der Folge über längere Zeiträume nach Gelegenheit durchgeführt. Im Herbst dauerte die Feldarbeit 21 Tage, im Frühjahr 9 Tage. Das Nachbestimmen der Proben im Labor kam auf 20 bzw. 7 Arbeitstage.

## 5.3. Ergebnisse

### Artenzahlen

Auf 69 Stichprobenflächen konnten total 407 Arten nachgewiesen werden, wobei bei 11 Arten die Artbestimmung unsicher war (Artenliste siehe Anhang). Die Artenzahl pro Stichprobenfläche variierte zwischen 8 und 62 mit einem Mittelwert von 29.4 ( $\pm$  11.2) Arten. Ein Drittel der Stichprobenflächen weist zwischen 21 und 30 Arten auf (Abbildung 5.1). Lediglich eine Stichprobe weist weniger als 11 Arten und 4 Stichproben weisen mehr als 50 Arten auf. Bei der Suche auf der gesamten 1000 m<sup>2</sup> Fläche wurden im Mittel 4.9 ( $\pm$  2.8) zusätzliche Arten gefunden. Im Durchschnitt wurde die Artenzahl pro Stichprobe dadurch also um knapp 17% erhöht.

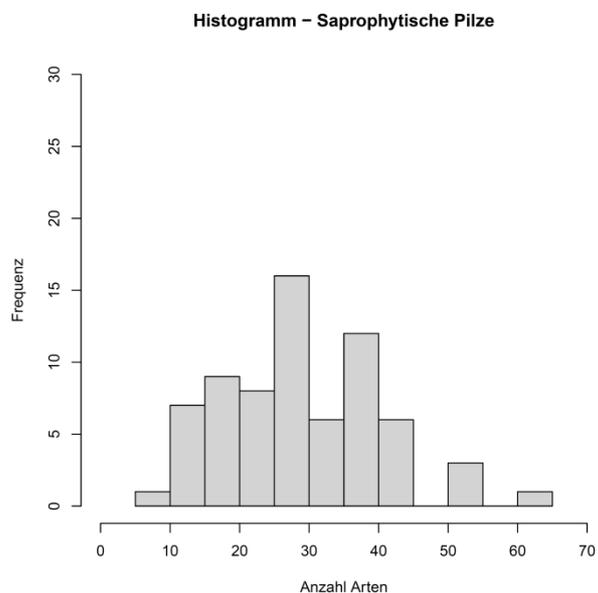


Abbildung 5.1: Anzahl der Stichprobenflächen mit einer bestimmten Anzahl Arten.

Ein Grossteil der Arten wurde nur ein oder wenige Male gefunden. So wurden 154 Arten nur auf einer Stichprobenfläche gefunden, 54 Arten auf zwei. Insgesamt wurden 285 Arten (72%) in weniger als 6 Stichprobenflächen gefunden und 60 Arten (15%) auf mehr als 10 Stichprobenflächen. Dieses Muster mit zahlreichen selten auftretenden und wenig häufig auftretenden Arten ist typisch für die Organismengruppe und wird bei entsprechenden

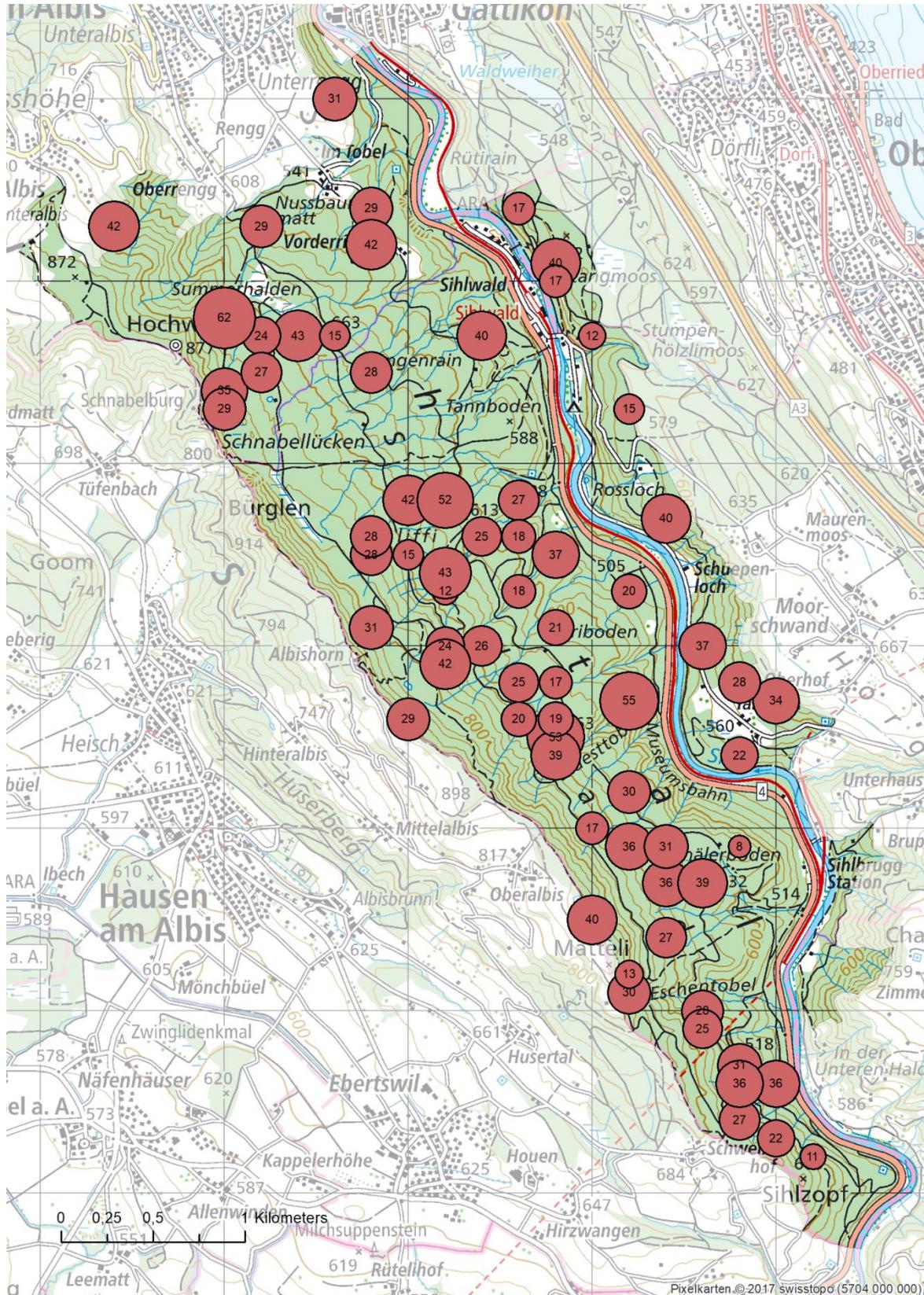
Untersuchungen konstant gefunden. Die drei stetigsten Arten (Abbildung 5.2) waren *Scopuloides rimosa* (40 Stichprobeflächen), *Ascocoryne cylichnium* (34 Stichprobeflächen) und *Skeletocutis nivea* (34 Stichprobeflächen).



**Abbildung 5.2:** Die drei stetigsten Arten *Scopuloides rimosa* (40 Stichprobeflächen; Links), *Skeletocutis nivea* (34 Stichprobeflächen; Mitte) und *Ascocoryne cylichnium* (34 Stichprobeflächen; Rechts) (Bilder: S. Blaser).

### Übersichtskarte – Artenzahl pro Plot

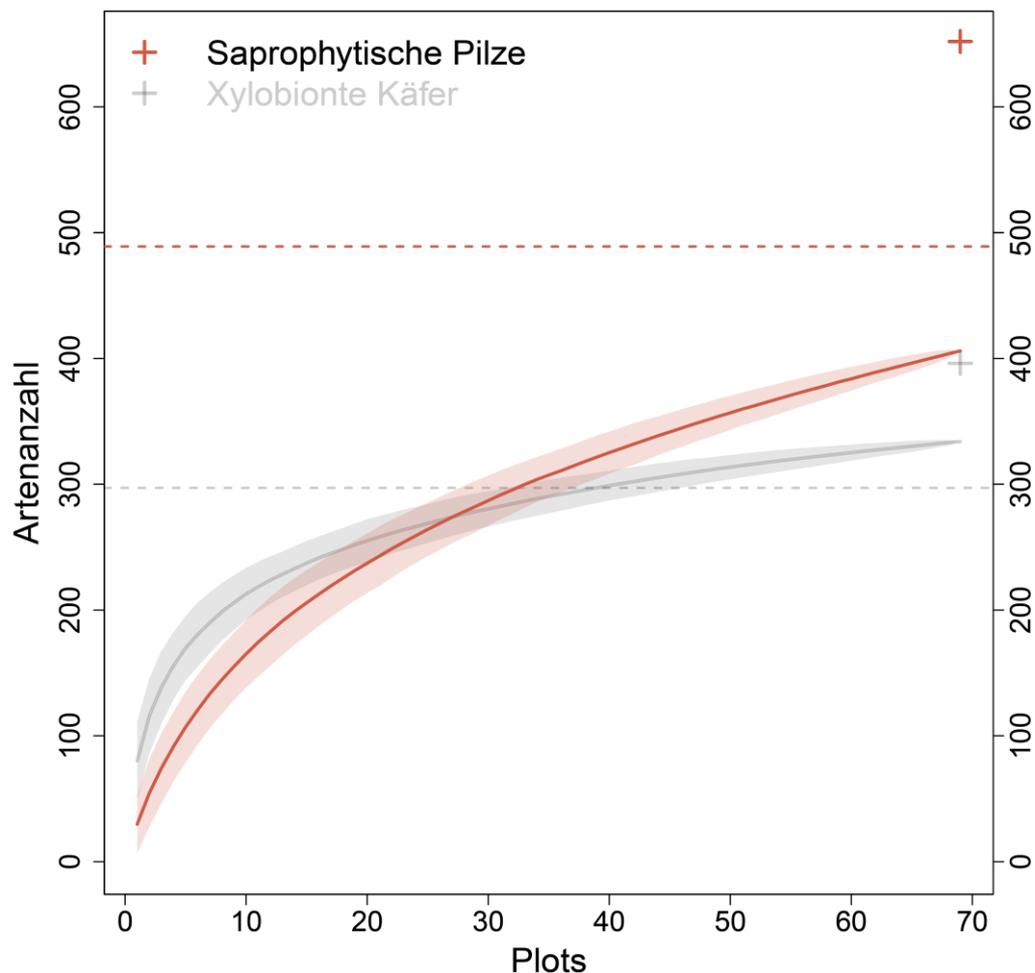
Betrachtet man den Artenreichtum der einzelnen Stichprobenflächen bezüglich deren geografischer Lokalisierung im Sihlwald, ist kein offensichtliches Muster zu erkennen, welches besonders artenreiche oder artenarme Teilgebiete erkennen liesse (Abbildung 5.3). Anzumerken ist höchstens, dass alle vier Flächen mit über 50 Arten in der Kernzone lokalisiert sind. Die grosse Variabilität der Artenzahl oft innerhalb einer kleinen Waldfläche zeigt aber, dass hier die lokalen, stichprobenbezogenen Faktoren sehr stark wiegen. Wichtige Faktoren sind dabei die Grösse der beprobten Holzstücke (besonders des grössten Holzstücks  $\approx$  Lebensraumgrösse), der Zerfallsgrad der Holzstücke (höchste Artenzahl im mittleren Abbaustadium), sowie die Gesamtmenge und Zusammensetzung an Holz auf der ganzen Stichprobenfläche ( $\rightarrow$  Anzahl Arten bei der Flächensuche). Interessanter wird hier auf jeden Fall eine später folgende, statistische Auswertung, welche alle 69 Stichprobenflächen einbezieht und damit übergeordnete Effekte aus der starken Streuung isolieren und aufzeigen könnte.



**Abbildung 5.3:** Räumliche Verteilung der Pilzartenzahlen (Plots plus Totholzstücke) im Sihlwald. (Quelle: Pixelkarten © 2017 swisstopo (5704 000 000))

### Arten-Akkumulationskurve

Die Arten-Akkumulationskurve (Abbildung 5.4) zeigt bei 69 Stichproben keine deutliche Sättigung. Die geschätzte Artenzahl (Chao2) liegt daher mit knapp 600 Arten um etwa ein Drittel höher als die gefundene. Dieses Muster lässt sich recht gut mit dem typischen Auftretensmuster der Arten (Stetigkeit) erklären, wobei viele Arten sehr sporadisch auftreten. Dieses sporadische Auftreten wiederum ist zumindest teilweise dadurch zu erklären, dass die Arten über die Baumart, den Zerfallsgrad, die Grösse/Stärke der Holzstücke, das Feuchteangebot und wahrscheinlich noch weitere, physikalische/chemische oder konkurrenzbedingte Prozesse sehr fein eingemischt sind. Es müssen daher zahlreiche Holzstücke mit entsprechender Kombination dieser Eigenschaften abgesucht werden, um die gesamte Artenvielfalt erfassen zu können.



**Abbildung 5.4:** Die Arten-Akkumulationskurven der xylobionten Käfer zeigt wie viele Arten mit jedem weiteren untersuchten Plot gefunden werden; das Kreuz zeigt die geschätzte Artenzahl (Chao-2) an und die gestrichelte horizontale Linie wo 75% der geschätzten Arten erreicht sind. Es wurden Funde ausgeschlossen, die nicht bis auf die Art bestimmt wurden (sp.), während Funde, die unsicher auf die Art bestimmt wurden (cf.), inkludiert wurden.

## 5.4. Besondere Arten

---

### **Rote Liste Arten**

Es wurden insgesamt 40 in der Roten Liste aufgeführte Arten gefunden, darunter eine vom Aussterben bedrohte (CR), 8 stark gefährdete und 31 verletzte Arten (Tabelle 5.1). Einige dieser Arten sollen nachfolgend vorgestellt werden.

#### **Lilafarbener Weichporling - *Skeletocutis lilacina***

Bei der vom Aussterben bedrohten Art handelt es sich um einen freudig lila gefärbten Porling mit bisher lediglich elf Nachweisen in der Schweiz. Er besiedelt Stämme und Äste von verschiedenem Nadelholz. Die Gründe für seine Seltenheit sind bisher unklar, da auch seine ökologischen Ansprüche gerade wegen dieser Seltenheit wenig bekannt sind.

#### **Laubholz-Harzporling - *Ischnoderma resinosum***

Bei dieser EN-Art handelt es sich um einen bis zu 15 cm grossen, auffälligen Porling der Laubholz, insbesondere dicke Buchenstämme, besiedelt. Trotz seiner auffälligen Erscheinung liegen schweizweit bisher lediglich 23 Nachweise vor. Die Art wird als Indikatorart für naturnahen Buchenwald genannt (Christensen et al. 2004).

#### **Fleckender Harzporling - *Ceriporiopsis gilvescens***

Wie der Laubholz-Harzporling ist der Fleckende Harzporling (EN) eine Indikatorart für naturnahen Buchenwälder (Christensen et al. 2004) und wächst daher insbesondere auf dicken Buchenstämmen. Er bildet recht dünne, anliegende, poroide, weissliche Fruchtkörper, die sich auf Druck nach einiger Zeit rosa verfärben. Die 44 bisherigen Nachweise in der Schweiz unterstreichen die Seltenheit der Art.

#### **Orangebrauner Flockenschüppling - *Flammulaster limulatus***

Die leuchtend orangefarbenen Fruchtkörper dieser Lamellenpilze erreichen Hutdurchmesser von maximal etwa drei Zentimetern. Von der als verletzlich (VU) eingestuften Art liegen bisher 53 Nachweise in der Schweiz vor. Wie vorige Arten wird auch diese, fast nur auf dickeren Buchenstämmen wachsende, Art als Indikatorart für naturnahen Buchenwald bei Christensen et al. 2004 aufgeführt. Sie wurde im Sihlwald auf sechs Stichprobenflächen gefunden.

#### **Ohrlöffel-Muscheling - *Hohenbuehelia auriscalpium***

Diese seltene Art besiedelt bevorzugt dicke Buchenstämme. Die meist nur bis etwa 2 Zentimeter Durchmesser messenden, spatelförmigen, weissen, seitlich gestielten Hüte tragen auf der Unterseite Lamellen. Die mit 13 Nachweisen in der Schweiz höchst seltene VU-Art wurde bei Christensen et al. 2004 als Indikatorart für naturnahen Buchenwald genannt.

#### **Dorniger Stachelbart - *Creolophus cirrhatus***

Diese grosse, weisse, charakteristische Art erreicht Gesamtdurchmesser von bis zu 25 cm. Die Oberseite trägt locker angeordnete, dornartige Auswüchse, die Unterseite ist sehr dicht mit mehreren Millimeter langen Stacheln besetzt. Die als verletzlich (VU) eingestufte Art wurde in der Schweiz bisher 90 Mal, meist auf Buche nachgewiesen, wobei sie dicke Stämme stark bevorzugt. Die sehr nahe verwandten, ebenfalls auffälligen Arten Ästiger Stachelbart (*Hericium coralloides*; VU) und Igel-Stachelbart (*Hericium erinaceum*; EN), welche Indikatoren

des naturnahen Buchenwaldes sind (Christensen et al. 2004), konnten bisher nicht nachgewiesen werden.



**Abbildung 5.5:** a: Lilafarbener Weichporling - *Skeletocutis lilacina*, b: Laubholz-Harzporling - *Ischnoderma resinosum*, c: Fleckender Harzporling - *Ceriporiopsis gilvescens*, d: Orangebrauner Flockenschüppling - *Flammulaster limulatus*, e: Ohrlöffel-Muscheling - *Hohenbuehelia auriscalpium*, f: Dorniger Stachelbart - *Creolophus cirrhatius* (Bilder: S. Blaser).

**Tabelle 5.1:** Übersicht über die Rote Liste-Arten. In der letzten Spalte ist die Anzahl an bisherigen Fundnachweise in der Schweiz angegeben (<sup>1</sup>SwissFungi; Senn-Irlet et al. 2016; Stand Oktober 2017).

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	# Nachweise CH
<i>Agrocybe firma</i>	1	VU	4	56
<i>Amylostereum laevigatum</i>	1	VU	4	89
<i>Artomyces pyxidatus</i>	1	VU	4	119
<i>Boidinia furfuracea</i>	3	VU	4	102
<i>Ceriporiopsis gilvescens</i>	1	EN	3	44
<i>Clavulicium macounii</i>	2	EN	2	57
<i>Creolophus cirrhatus</i>	1	VU	4	90
<i>Dacryobolus sudans</i>	2	VU	4	108
<i>Flammulaster limulatus</i>	6	VU	4	53
<i>Galzinia incrustans</i>	1	VU	4	14
<i>Gloeocystidiellum lactescens</i>	4	VU	4	52
<i>Hohenbuehelia auriscalpium</i>	1	VU	4	13
<i>Hydropus atramentosus</i>	1	EN	3	48
<i>Hymenochaete cruenta</i>	1	VU	3	205
<i>Hyphodontia abieticola</i>	1	VU	4	60
<i>Hyphodontia spathulata</i>	21	VU	4	126
<i>Hypoxyton serpens</i>	12	EN	3	59
<i>Ischnoderma resinosum</i>	1	EN	3	23
<i>Litschauerella clematidis</i>	2	VU	4	54
<i>Mucronella calva</i>	3	VU	4	46
<i>Oxyporus latemarginatus</i>	2	EN	3	23
<i>Phanerochaete leprosa</i>	1	VU	4	59
<i>Phlebiella vaga</i>	17	VU	4	1131
<i>Pholiota tuberculosa</i>	1	VU	4	71
<i>Pluteus luctuosus</i>	1	VU	4	61
<i>Protodontia piceicola</i>	1	VU	4	40
<i>Sebacina dimitica</i>	4	VU	4	96
<i>Simocybe haustellaris</i>	2	VU	4	58
<i>Simocybe sumptuosa</i>	2	VU	4	38
<i>Sistotremastrum niveocremeum</i>	3	VU	4	77
<i>Skeletocutis lilacina</i>	1	CR	1	11
<i>Steccherinum bourdotii</i>	4	EN	3	73
<i>Trechispora confinis</i>	1	VU	4	23
<i>Trechispora microspora</i>	10	VU	4	150
<i>Trechispora stellulata</i>	1	VU	4	26
<i>Tulasnella eichleriana</i>	12	VU	4	59
<i>Tylospora asterophora</i>	4	VU	4	64
<i>Tyromyces placenta</i>	1	VU	4	70

Xenasma pruinatum	1	EN	3	61
Xenasma pulverulentum	7	VU	4	31

### Geschützte Pilzarten

Lediglich 12 Pilzarten stehen in der Schweiz unter Schutz. Davon könnte aus ökologischer Sicht nur der Orangerote Dachpilz (*Pluteus aurantiorugosus*, EN) auf Totholz vorkommen. Die sehr seltene Art mit anhin lediglich 11 Nachweisen in der Schweiz konnte im Sihlwald bisher nicht nachgewiesen werden.

### Indikatorarten

Christensen et al. 2004 haben für Buchenwälder eine Liste von 21 Indikatorarten vorgeschlagen, die sich eignen um eine gute Habitatqualität oder Natürlichkeit der Wälder anzuzeigen. Im Sihlwald wurden 7 der 21 Arten nachgewiesen (Tabelle 5.2). Alle Indikatorarten werden entweder bei den Rote Liste-Arten oder bei den übrigen, seltenen Arten im Kurzportrait vorgestellt.

**Tabelle 5.2:** Die 21 Indikatorarten für Buchenwälder hoher Habitatqualität nach Christensen et al. 2004. Angegeben sind die Anzahl der Nachweise im Sihlwald und in der Schweiz (SwissFungi; Senn-Irlet et al. 2016; Stand Oktober 2017).

Art	# Nachweise Sihlwald	# Nachweise CH
<i>Aurantioporus alborubescens</i>		0
<i>Camarops tubulina</i>	7	6
<i>Ceriporiopsis gilvescens</i>	1	42
<i>Ceriporiopsis pannocincta</i>		10
<i>Climacodon septentrionalis</i>		0
<i>Dentipellis fragilis</i>		36
<i>Flammulaster limulatus</i>	6	39
<i>Flammulaster muricatus</i>		11
<i>Ganoderma pfeifferi</i>		3
<i>Hericium coralloides</i>		28
<i>Hericium erinaceum</i>		18
<i>Hohenbuehelia auriscalpium</i>	1	11
<i>Inonotus cuticularis</i>		21
<i>Ischnoderma resinosum</i>	1	22
<i>Lentinellus ursinus</i>		45
<i>Lentinellus vulpinus</i>		6
<i>Mycoacia nothofagi</i>	1	9
<i>Ossicaulis lignatilis</i>		34
<i>Pholiota squarrosoides</i>		1
<i>Pluteus umbrosus</i>	1	55
<i>Spongipellis delectans</i>		0

### Seltene Pilzarten und Erstnachweise für die Schweiz

In der Roten Liste sind nur Arten mit genügender Datenbasis enthalten. In dieser Untersuchung wurden zahlreiche Arten nachgewiesen, welche bisher gar nicht oder nur wenige Male in der Schweiz nachgewiesen wurden (Datenbasis: SwissFungi; Senn-Irlet et al. 2016) und deren Datengrundlage daher für eine Rote Liste-Beurteilung nicht ausreichend ist. Ein Grund für die wenigen Nachweise ist sicher die ungenügende Beachtung und Bearbeitung dieser Arten (viele davon sind äusserst unscheinbare, dünne Überzüge auf dem Holz). Es ist aber sehr wahrscheinlich, dass einige dieser Arten sehr selten und möglicherweise auch gefährdet sind. Für 5 Arten waren bisher keine Nachweise für die Schweiz bekannt (Tabelle 5.3), für weitere 25 Arten weniger als 5 Nachweise. Einige dieser Arten werden nachfolgend vorgestellt.

**Tabelle 5.3:** Die 5 bisher nicht in der Schweiz nachgewiesenen Arten (Datenbasis: SwissFungi; Senn-Irlet et al. 2016).

Art	# Nachweise Sihlwald	Bemerkungen
<i>Achroomyces vestitus</i>	1	1 Nachweis FL
<i>Ceriporia mellita</i>	1	
<i>Hyphoderma probatum</i>	1	
<i>Phlebia jurassica</i>	1	
<i>Repetobasidium vestitum</i>	1	

### Zitronengelbe Tramete - *Antrodiella citrinella*

Der dünne, am Substrat anliegende Porling mit lebhaft gelber Farbe erreicht meist nur Durchmesser von wenigen Zentimetern (Abbildung 5.6). Die Art ist nur dort zu finden, wo der häufige Rotrandige Baumschwamm (*Fomitopsis pinicola*) das Holz besiedelt, oft neben oder auf alten Fruchtkörpern des desselben. Bisher wurde die Art 6 Mal in der Schweiz gefunden. Der früheste Fund stammt aus dem Jahre 2014. Davor scheint die Art gefehlt zu haben, weshalb sie in der Roten Liste nicht evaluiert ist (NE). Die Art wurde von Holec 2003 als «Urwaldart» bezeichnet und ist damit auch als starker Naturnähezeiger zu betrachten. *Antrodiella citrinella* erscheint bevorzugt im Spätherbst auf meist dickeren Nadelholzstämmen (selten Laubholz), welche in fortgeschrittener Braunfäulezersetzung (durch *Fomitopsis pinicola*) sind.



**Abbildung 5.6:** Die Zitronengelbe Tramete (*Antrodiella citrinella*) Links: Am Standort zusammen mit alten Fruchtkörpern von *Fomitopsis pinicola*. Rechts: Grossaufnahme eines Fruchtkörpers (Bilder: S. Blaser).

### **Scheinbuchen-Fadenstachelpilz - *Mycoacia nothofagi***

Die Art bildet düster braun gefärbte, flächig ausgebreitete, dünne Fruchtkörper, die mit bis zu 7 mm langen zylindrischen bis abgeplatteten Stacheln besetzt ist. Sie wächst bevorzugt auf dicken Buchenstämmen. Die Art ist bisher lediglich 11 Mal in der Schweiz nachgewiesen worden, was eine ungenügende Datengrundlage für die Rote Liste bildet (DD). Bei Christensen et al. 2004 gehört die Art zu den 21 ausgewählten Indikatorarten für naturnahen Buchenwald.

### **Schwarzflockiger Dachpilz - *Pluteus umbrosus***

Die Dachpilze (*Pluteus* sp.) sind eine recht artenreiche Gattung von Totholzbesiedlern. Der Schwarzflockige Dachpilz (NT) gehört mit bisher 56 Nachweisen zu den seltenen und durch seine feinflockige, runzelige Hutoberseite auch zu den auffälligen Arten. Er bevorzugt dickes, stärker abgebautes Totholz und findet sich auf der Liste von Indikatorarten für naturnahen Buchenwald nach Christensen et al. 2004.

### ***Camarops tubulina***

Die bisher vorgestellten Arten gehören zu den Ständerpilzen. *Camarops tubulina* ist ein Vertreter der Schlauchpilze. Die teils im Holz eingesenkten Fruchtkörper sind oberflächlich als oft glänzend-schleimig überzogene, schwarze, etwas erhabene Krusten auszumachen. Die Art besiedelt generell dickes Stammholz, insbesondere von Fichte und Tanne, seltener auch Buche. Von dieser als Indikatorart für naturnahen Buchenwald gelisteten Art (Christensen et al. 2004) liegen bisher nur 8 Fundnachweise in der Schweiz vor. Dies liegt einerseits an Ihrer Seltenheit, andererseits auch an ihrer Unbekanntheit und Unauffälligkeit. Im Sihlwald wurde die Art auf 7 Stichprobenflächen gefunden. Es zeigt sich somit ein markant häufiges Auftreten dieser eigentlich sehr seltenen Art im Sihlwald.

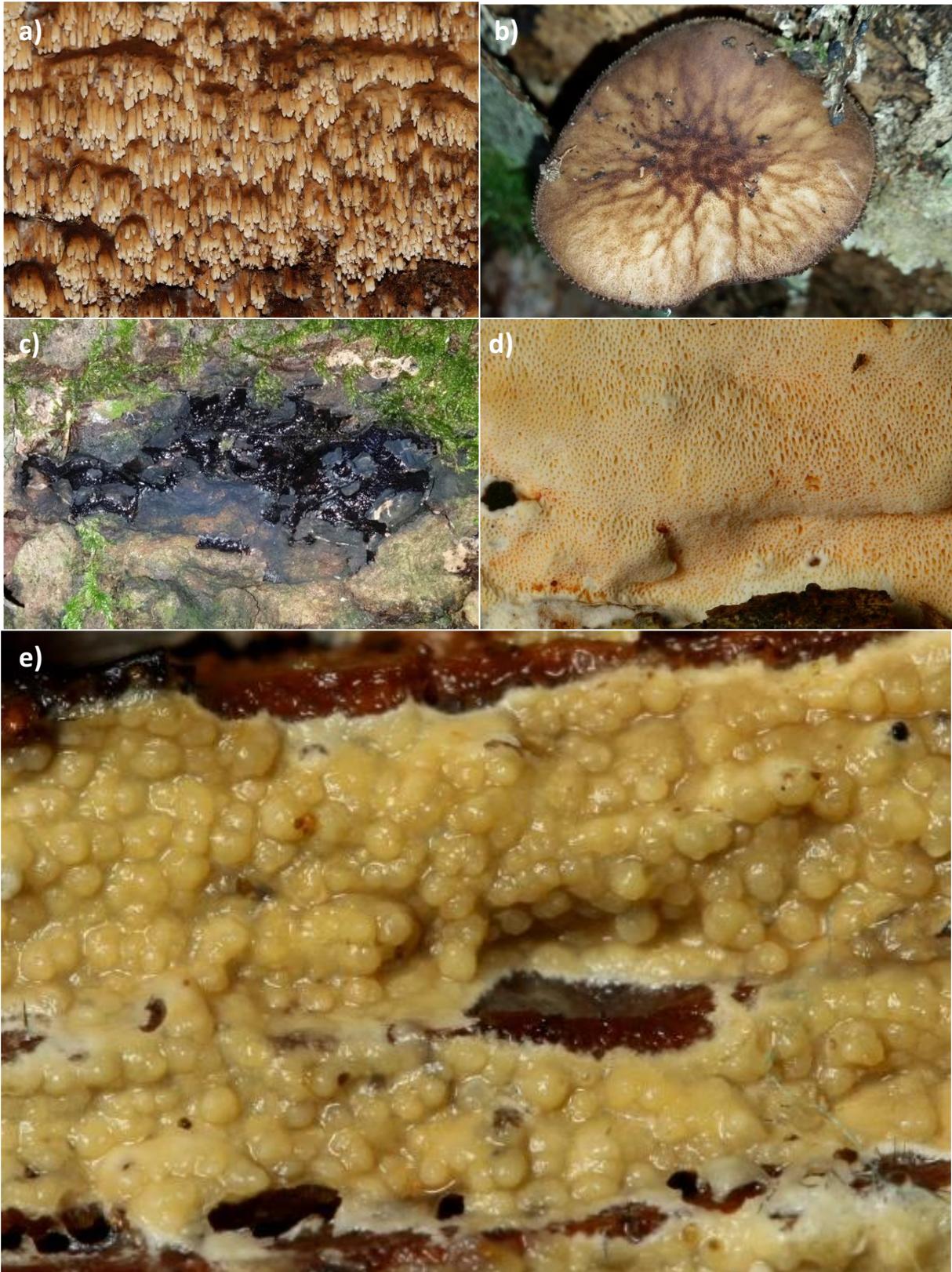
### ***Ceriporia mellita***

Diese Art bildet lachsfarbene, dünne, wachsartige, weiche, poroide Fruchtkörper auf Laubholz. Die Verbreitung der Art ist noch unklar, da sie in der gängigen Bestimmungsliteratur (etwa Breitenbach und Kränzlin 1984-2000) nicht aufgeführt ist und daher wahrscheinlich hin und wieder mit ähnlichen, nahe verwandten Arten (z.B. *Ceriporia purpurea*) verwechselt wurde.



***Phlebia jurassica***

Die dünnen, krustenförmigen, ockerfarbenen, warzigen Fruchtkörper sind mit wenigen Zentimetern Durchmesser recht unscheinbar. Zudem werden Pilzarten mit diesem Fruchtkörpertyp („Rindenpilze“) von vergleichsweise wenigen Experten gesammelt und bestimmt. Dass die Art selten ist steht jedoch fest, auch wenn die Nachweisrate sicher beträchtlich geringer ist, als bei Arten mit auffälligen, grossen Pilzfruchtkörpern.



**Abbildung 5.7:** Scheinbuchen-Fadenstachelpilz - *Mycoacia nothofagi*, b: Schwarzflockiger Dachpilz - *Pluteus umbrosus*, c: *Camarops tubulina*, d: *Ceriporia mellita*, e: *Phlebia jurassica*

## 5.5. Diskussion

---

### **Methodendiskussion**

Die Felderfahrungen für die angewendete Methode sind gut. Bei der Flächensuche konnten knapp 17% zusätzliche Arten gefunden werden (siehe Abschnitt «Artenzahlen»), was durch den recht geringen Mehraufwand (kaum Nachbestimmungsarbeit) durchaus gerechtfertigt erscheint. Zudem ist anzumerken, dass zum Beispiel die gefährdeten Arten Lilafarbener Weichporling (*Skeletocutis lilacina*; CR) oder Laubholz-Harzporling (*Ischnoderma resinosum*; EN) lediglich im Rahmen dieser Flächensuche gefunden wurden.

Die Auswahl von lediglich zwei Totholzstücken pro Stichprobenfläche mag die tatsächliche Artenzahl pro Stichprobenfläche sicherlich nicht erfassen, besonders dann, wenn viel Totholz vorhanden ist. Es gibt aber gute Gründe, diese Methode zu unterstützen:

- Vergleiche zwischen den Probeflächen können durch die einheitliche Methode problemlos durchgeführt werden
- Eine Erhöhung der Anzahl untersuchter Holzstücke würde den Gesamtaufwand rasch deutlich erhöhen (doppelt so viele Totholzstücke = doppelter Nachbestimmungsaufwand)
- Auf etlichen Probeflächen umfassten die untersuchten Holzstücke bereits alles oder fast alles Totholz mit einem Durchmesser von wenigstens 7 cm.
- Ein wichtiger Fokus der Untersuchung liegt auf den gefährdeten Arten und auf Indikatorarten für naturnahe Bedingungen. Besonders letztere werden mit der Methode vollständig erfasst.

Im Übrigen zeigte sich bei dieser Untersuchung ein generelles Problem bei Fruchtkörperuntersuchungen. Im Herbst 2016 war es zunächst (September) extrem trocken, was die Fruchtkörperbildung fast verunmöglichte. Als Mitte Oktober die Untersuchung gestartet wurde, war es zwar feuchter, die Temperaturen waren aber besonders gegen Ende der Untersuchung bereits zu tief, so dass die Fruchtkörper sich zersetzten bzw. nicht mehr neu bildeten. Auch im Frühjahr 2017 waren die Bedingungen sehr trocken. Damit konnten insgesamt sicherlich weniger Arten nachgewiesen werden, als in einem witterungsbezogen optimalen Jahr. Für Vergleiche zwischen den Flächen spielt dies aber keine Rolle, da man von einer flächendeckend gleichen Wirkung ausgehen kann. Eine deutliche Auswirkung kann es jedoch beispielsweise auf den Nachweis gefährdeter Arten, namentlich etwa der Stachelbärte, haben. Bleibt man bei fruchtkörperbezogenen Untersuchungen können lediglich wiederholte Begehungen zu einem vollständigeren Nachweis solcher Arten führen.

### **Totholzbewohnende Pilze im Sihlwald**

Der Sihlwald bietet zurzeit Lebensraum für mindestens 407 Pilzarten, welche im Rahmen dieser Untersuchung nachgewiesen wurden. Dieser Artenreichtum lässt sich jedoch schlecht vergleichen, da keine in Methode und Umfang ähnlichen Untersuchungen für andere Waldgebiete vorliegen.

Der Nachweis von 40 Rote Liste-Arten, sowie vielen weiteren, seltenen Arten im Sihlwald weist jedoch auf eine ausgezeichnete Habitatqualität für Totholzpilze hin. Dies wird zusätzlich



bekräftigt durch die Nachweise von insgesamt 7 der 21 Indikatorarten nach Christensen et al. 2004. Diese Arten sind zunächst auf das Vorkommen von dickem Totholz, insbesondere Buche, angewiesen. Es wurde aber auch gezeigt, dass gewisse Pilzarten ausbreitungslimitiert sind (Edman et al. 2004). Deshalb ist zusätzlich zum Holzangebot auch eine räumliche und zeitliche Kontinuität geeigneter Substrate wichtig. Von den 21 Indikatorarten wurden drei noch nie in der Schweiz nachgewiesen. Ob es diese Arten dereinst in die Schweiz und in den Sihlwald schaffen ist daher sicher auch von einer gewissen räumlichen Vernetzung geeigneter Habitats zwischen der nächstliegenden Quellenpopulation und geeigneten Schweizer Habitats abhängig. Von den übrigen 18 Arten gibt es Nachweise in der Schweiz, was die Wahrscheinlichkeit erhöht, dass diese Arten zukünftig im Sihlwald gefunden werden könnten.

Bei dieser Erhebung wurde eine grosse Zahl seltener Arten gefunden, fünf davon sind sogar Erstnachweise für die Schweiz. Die Gründe für die Seltenheit vieler Arten sind weitgehend unklar. Die ökologischen Ansprüche der Arten lassen sich gerade wegen der geringen Zahl an Nachweisen oft nur schwer eingrenzen. Umfangreiche Untersuchungen von Totholzpilzen, wie diese hier tragen viel dazu bei, die Ansprüche der Arten besser zu verstehen, sowie deren Verbreitung und Häufigkeit genauer zu erfassen. Durch die Verbesserung der Datengrundlage etlicher bis anhin als DD („data deficient“) eingestuft Arten, wird eine klare Einstufung in kommenden Roten Listen machbar. Versteht man die ökologischen Ansprüche besser, ergeben sich auch Hinweise für die Erhaltung und Förderung der Arten.

Zusammenfassend lässt sich festhalten, dass der Sihlwald aktuell ein gutes Habitat für Totholzpilze bietet. In der weiteren Entwicklung wird das Totholzangebot weiter zunehmen, und insbesondere die räumliche und zeitliche Kontinuität von verschiedensten Totholzelementen wird sich optimieren. Welche Auswirkungen diese Entwicklung auf die Totholzpilze hat, muss das Langzeitmonitoring zeigen.

## 6. Moose

Thomas Kiebacher<sup>1</sup> & Ariel Bergamini<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Bio-Kieba, Friesenbergstrasse 88, 8055 Zürich, bio-kieba@gmx.ch

<sup>2</sup>Eidg. Forschungsanstalt WSL, Zürcherstrasse 111, 8903 Birmensdorf; ariel.bergamini@wsl.ch

### 6.1. Einleitung

Moose sind eine charakteristische Organismengruppe unserer Wälder. Sie prägen das Erscheinungsbild vieler Waldtypen. Dabei charakterisieren verschiedene Arten unterschiedliche Waldgesellschaften und Entwicklungsstadien (Delarze et al. 2015). Im Wald übersteigt die Artenzahl der Moose die der Gefässpflanzen oft um ein Vielfaches. Während Gefässpflanzen fast ausschliesslich am Waldboden vorkommen, besiedeln Moose nahezu alle zur Verfügung stehenden Substrate: den Boden, Felsen und Steine, Totholz und die Borke von Bäumen und Sträuchern. Oft werden dabei hohe Deckungswerte erreicht (siehe Abbildung 6.1). Da die verschiedenen Arten sehr unterschiedliche Standortansprüche und Lebensstrategien aufweisen, sind Moose sehr gut geeignet um Waldentwicklungen und Strukturveränderungen langfristig zu verfolgen. Während einige Arten unterschiedlichste Substrattypen besiedeln können und unter verschiedensten Standortbedingungen vorkommen können, sind andere Arten hochspezialisiert und reagieren sensibel auf Veränderungen der Umweltbedingungen. Auch Störungen spielen eine grosse Rolle für das Vorkommen von Moosen. So haben sich einige Arten auf lichtreiche Erdflächen spezialisiert. Solche Offenflächen entstehen in einem natürlichen Wald durch das Umstürzen grosser Bäume. Die oft asexuell gebildeten Vermehrungseinheiten der auf diesen Lebensraum spezialisierten Arten können jahrzehntelang im Boden überdauern bis eine Störung eintritt und die Moosdiasporenbank aktiviert. Des Weiteren sind eine Reihe von Moosarten Indikatoren für alte und naturnahe Wälder, so zum Beispiel das Grüne Gabelzahnmoos (*Dicranum viride*) und das Grüne Koboldmoos (*Buxbaumia viridis*). Diese beiden Arten sind durch die Berner Konvention international geschützt. Während das Grüne Gabelzahnmoos dicke und alte Stämme (oft Buchen) besiedelt, ist das Grüne Koboldmoos auf eine hohe Totholzmenge angewiesen (Spitale et al. 2015), die in Wirtschaftswäldern oft fehlt. Das Vorkommen dieser und weiterer solcher Indikatorarten im Sihlwald kann auf die gewünschte Entwicklung hin zu einem naturnahen Urwald hinweisen.



**Abbildung 6.1:** Moose bilden im Sihlwald auf toten Stämmen und an der Stammbasis lebender Bäume dichte Überzüge aus.

## 6.2. Methoden

### *Feldaufnahmen*

Eine erste Begehung im Sihlwald fand am 28. Oktober 2016 statt zusammen mit der Flechten- und Pilzgruppe sowie Elena Haeler. Dabei wurden Aufnahmemethoden vor Ort diskutiert und die Plots- und Totholzmarkierungen wurden uns von Elena Haeler und Stefan Blaser gezeigt. Die Feldarbeit startete am 28. März und endete am 13. Juni.

An jedem der 69 Stichprobenpunkte wurden die beiden eingemessenen, markierten und bereits für die Pilze erhobenen Totholzstücke vollständig nach Moosen abgesucht. Für jedes der beiden Totholzstücke wurde eine separate Artenliste erstellt. Pro Totholzstück sollten im Normalfall nicht mehr als 10 Minuten für die Suche nach Moosen eingesetzt werden. Offensichtliche Epiphyten, die aufgrund des geringen Alters des Totholzstücks noch auf der Borke vorkamen (Ansiedlung im lebenden Zustand der Bäume), wurden hier nicht erfasst. Dagegen wurden alle Arten (auch sonst vorwiegend epiphytisch wachsende) erfasst, da sie sich offensichtlich erst auf den am Waldboden liegenden Totholzstücken angesiedelt oder weiter ausgebreitet hatten. Zusätzlich zu den beiden Totholzstücken wurde für einen kreisförmigen, 314 m<sup>2</sup> grossen Plot eine dritte Artenliste erstellt. Als Zentrum diente die rot besprühte Holzlatte. Der Plot wurde mit einer 10 m

langen Schnur eingemessen und mit Fähnchen abgesteckt. Innerhalb des Plots wurden der Boden, Totholz, Gestein und Sträucher und Bäume bis in eine Höhe von 2 m nach Moosarten abgesucht. Auch bei erst kürzlich umgefallenen Bäumen wurden nur die untersten 2 m des Stammes abgesucht. Von den Bäumen von weiter oben herunter gefallene Moose wurden nicht erhoben, da diese die Vergleichbarkeit zwischen den Plots beeinträchtigen würden. Allerdings wurden ergänzende Arten gegebenenfalls für die Erweiterung der Gesamt-Artenliste notiert. Die beiden untersuchten Totholzstücke lagen teilweise vollständig innerhalb des Plots, teilweise innerhalb oder auch vollständig ausserhalb des Plots. Fall sie nur teilweise im Plot lagen, so wurden für die Artenliste der Plots nur diejenigen Arten der Totholzstücke gezählt, die innerhalb des Plots lagen.

Die Dauer der Erhebungen der Epiphyten und der Bodenmoose variierte je nach Artenreichtum und betrug im Schnitt etwa 60'. Ziel war es möglichst alle auf den Flächen vorkommenden Arten zu erfassen. Dazu wurden alle Substrate und möglichst alle mit Moosen bewachsenen Stellen abgesucht. Solange innerhalb von 5' eine weitere Art gefunden wurde, wurde die Suche nicht abgebrochen.

Die Moose auf den Plots wurden nicht getrennt nach Substraten aufgenommen, da dies den Aufwand massiv erhöht hätte. Arten können allerdings nachträglich nach ihrem Hauptsubstrat klassiert werden. Dies ist möglich aufgrund verschiedener Datenquellen wie z.B. der Flora Indicativa (Landolt et al. 2010), den Angaben in der Datenbank des Datenzentrums Moose Schweiz ([www.nism.uzh.ch](http://www.nism.uzh.ch)), der Traits-Sammlung „BryoAtt“ (Hill et al. 2007) oder der einschlägigen Literatur (z.B. Nebel & Philippi 2000-2005).

Da die Untersuchungen auch zum Ziel hatten ein möglichst vollständiges Inventar der Moosarten im Sihlwald zu erstellen, wurden zusätzlich Arten, die z.B. auf dem Weg zu den Stichprobenpunkten gesehen wurden, gesondert notiert. Diese werden nicht für weitere Auswertungen herangezogen, dienen jedoch der Erweiterung der Artenliste. Die Koordinaten der Fundorte der zusätzlichen Arten wurden ebenfalls festgehalten. Zusätzliche Arten wurden allerdings nur erhoben, wenn genügend Zeit vorhanden war.

### Leistungen

Die Felderhebungen nahmen in Summe 16 Arbeitstage (à 8h) in Anspruch. Da viele Moosarten im Feld nicht sicher bestimmt werden können, mussten von vielen Arten Belege gesammelt werden. Für die Bestimmung dieser Belege waren 14 Arbeitstage nötig. Die Nomenklatur richtet sich nach Hill et al. 2006 für die Laubmoose und nach Söderström et al. 2002, 2007 für die Lebermoose.

## 6.3. Ergebnisse

---

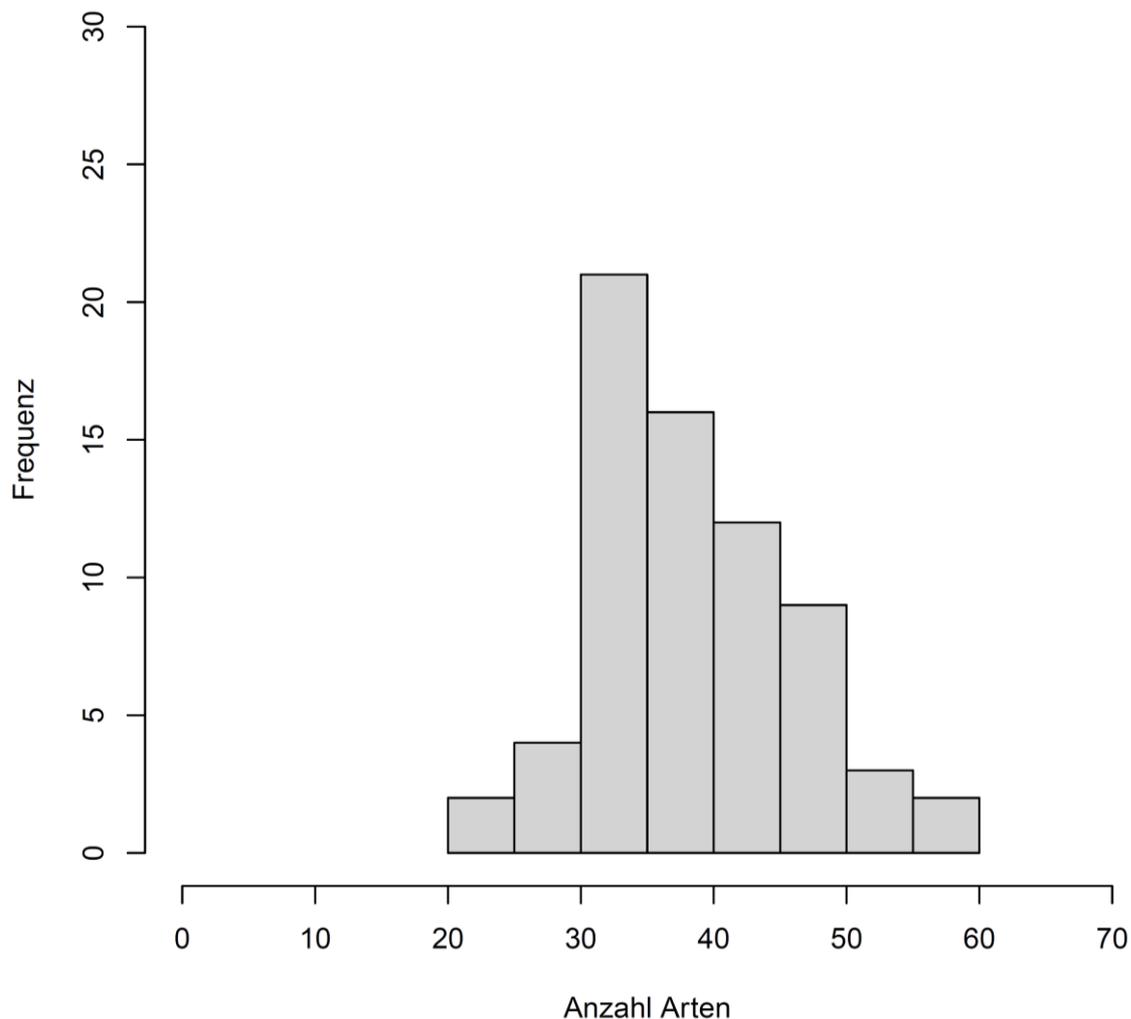
### Artenzahlen

Insgesamt wurden bei den Erhebungen 166 Moosarten gefunden, davon 158 auf den Plots inkl. der Totholzstücke (Artenliste siehe Anhang). Acht Arten wurden nebenbei gesammelt.

Die beiden Totholzstücke erwiesen sich als recht artenarm mit 3.35 ( $\pm 0.185$  SD) bzw. 9.87 ( $\pm 6.38$ ) Arten im Durchschnitt. Vier der grossen Totholzstücke und acht der kleinen Stücke wiesen überhaupt keine Moose auf (5.8% bzw. 11.6%). Einzelne grosse Totholzstücke waren

aber mit bis zu 26 Arten auch recht artenreich. Die Plots erwiesen sich als recht artenreich mit im Durchschnitt  $36.3 (\pm 7.59)$  Arten (siehe Abbildung 6.2). Auf dem artenreichsten Plot konnten 55 Arten gefunden werden. Kombiniert man die Arten der beiden Totholzstücke mit den Arten des Plots, so erreicht die maximale Artenzahl pro Untersuchungsfläche sogar 60 Arten ( $38.6 \pm 7.72$ ).

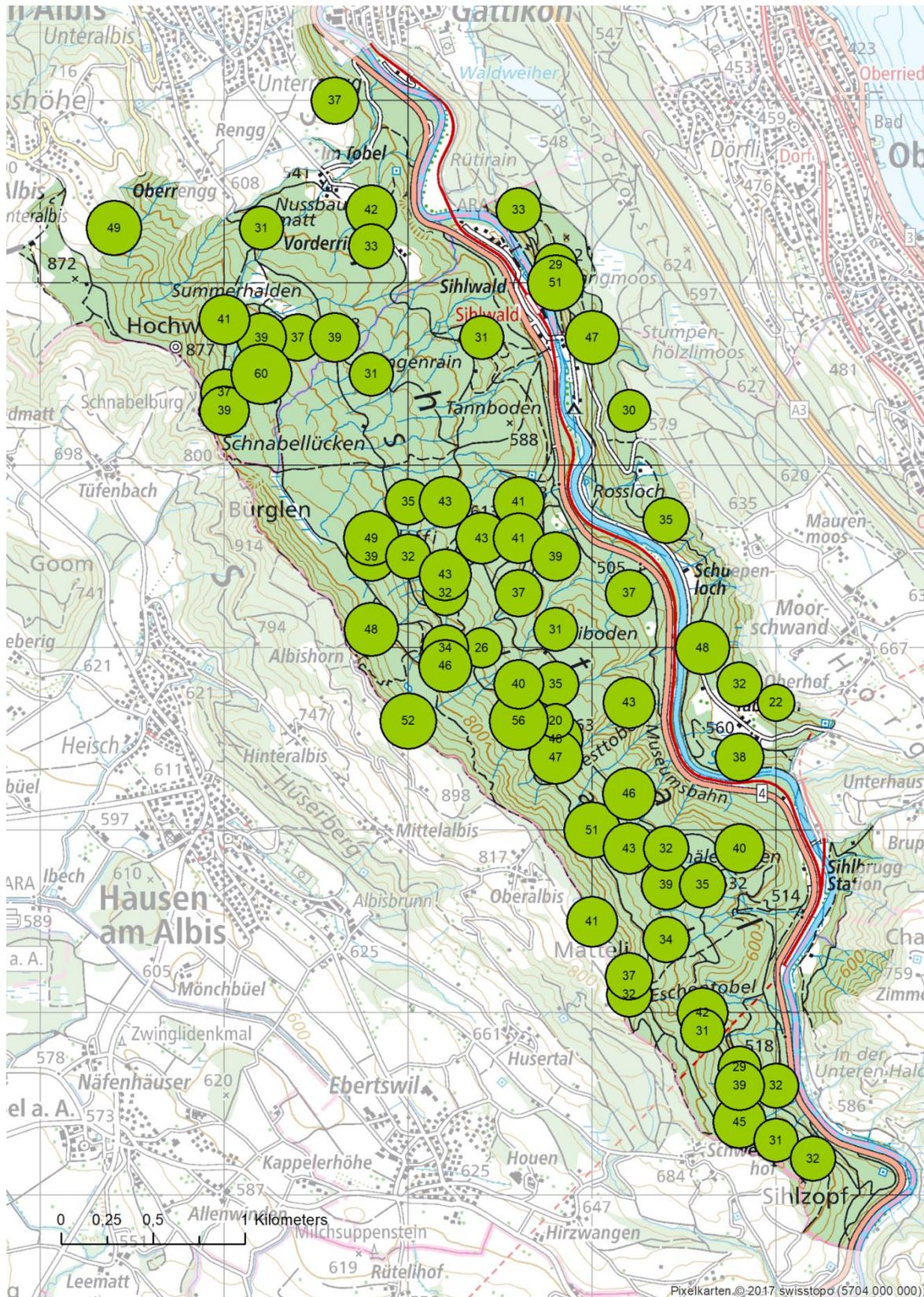
### Histogramm – Moose



**Abbildung 6.2:** Das Histogramm zeigt die Anzahl von Plots (y-Achse) mit einer bestimmten Anzahl an Moosen.

### Übersichtskarte – Artenzahl pro Plot

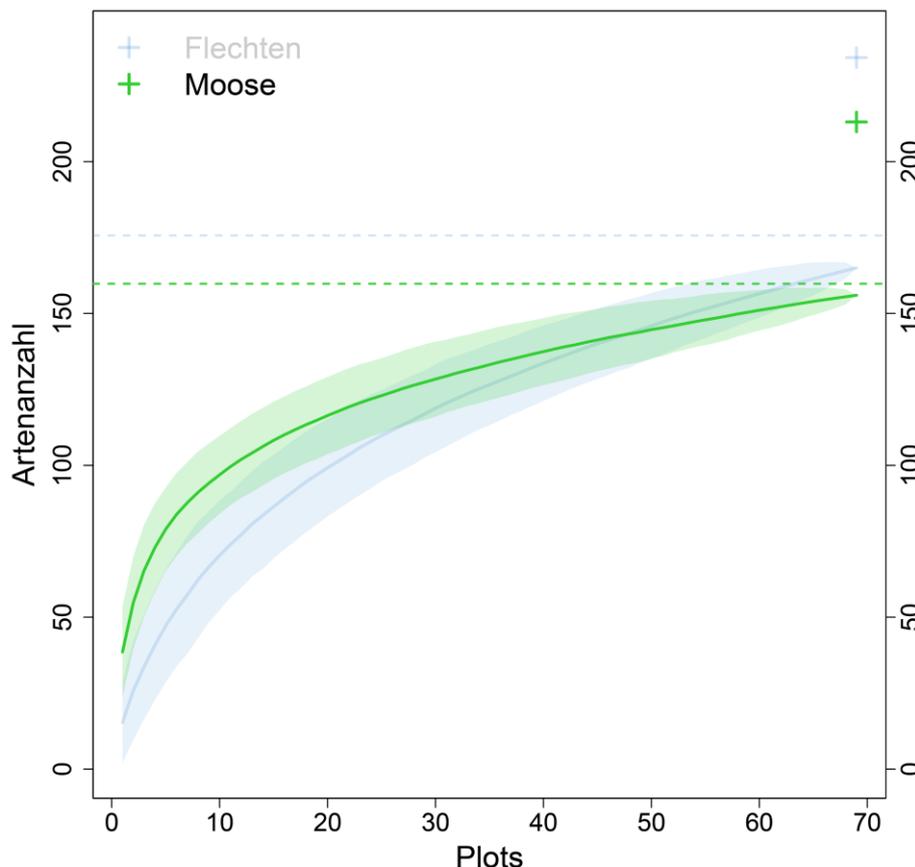
Im Gegensatz zu den Flechten und Pilzen zeigt sich bei den Moosen eine einheitlichere Verteilung der Artenzahlen ohne deutliche räumliche Musterbildung (Abbildung 6.3). Die weiteren Analysen werden zeigen, inwiefern die Moosartenzahlen von Waldstrukturen und Totholzmenge beeinflusst werden.



**Abbildung 6.3:** Räumliche Verteilung der Moosartenzahlen (Plots plus Totholzstücke) im Sihlwald. (Quelle: Pixelkarten © 2017 swisstopo (5704 000 000))

### Arten-Akkumulationskurve

Mit den 69 Plots wurde nur ein Bruchteil der Fläche des Sihlwald erfasst. Es stellt sich deshalb die Frage, wie vollständig die Moosflora des Gebiets erfasst wurde. Dazu existieren verschiedene Schätzmethode (Gotelli & Colwell 2011). Mit dem hier verwendeten Schätzer wird die Gesamtartenzahl der Moose auf gut 200 Arten geschätzt (siehe Abbildung 6.4). Gut drei Viertel der Arten wurden in den 69 Plots gefunden. Es gilt allerdings zu beachten, dass der Chao-Schätzer ein sogenannter Minimum-Schätzer ist (Gotelli & Colwell 2011). D.h. die tatsächliche Artenzahl liegt demnach sicher höher als die aufgrund des Chao-Schätzers geschätzte minimale Gesamtartenzahl. Hinzu kommt, dass die Baumkronen und verschiedene weitere, seltene Kleinstandorte nicht erfasst wurden mit den zufälligen Plots. Die tatsächliche Gesamtartenzahl der Moose im Schutzgebiet Sihlwald liegt vermutlich bei mindestens 250 Arten.



**Abbildung 6.4:** Die Arten-Akkumulationskurven der Moose zeigt wie viele Arten mit jedem weiteren untersuchten Plot gefunden werden; das Kreuz zeigt die geschätzte Artenzahl (Chao-2) an und die gestrichelte horizontale Linie wo 75% der geschätzten Arten erreicht sind. Es wurden Funde ausgeschlossen, die nicht bis auf die Art bestimmt wurden (sp.), während Funde, die unsicher auf die Art bestimmt wurden (cf.), inkludiert wurden.

## 6.4. Besondere Arten

Im Folgenden werden einige seltene und/oder geschützte Arten aufgeführt und diskutiert. Dabei wird oft auf die frühere Verbreitung der Arten oder auf die letzten Funde der Art im



weiteren Gebiet des Sihlwald eingegangen. Diese Angaben stammen, wenn nicht anders vermerkt, aus der Datenbank des „Nationalen Daten- und Informationszentrum der Schweizer Moose“ ([www.swissbryophytes.ch](http://www.swissbryophytes.ch)). Da die historischen Angaben von Vorkommen von Arten meist nicht genau georeferenziert werden können, ist oft nicht klar, ob alte Nachweise tatsächlich aus dem heute geschützten Gebiet des Sihlwald stammen oder einfach aus angrenzenden Gebieten. Es wird deshalb im Folgenden meist einfach von der „weiteren Umgebung“ des Sihlwald gesprochen.

### ***Anomodon rugelii***

*A. rugelii* ist eine gesamtschweizerisch seltene Art, mit einem Verbreitungsschwerpunkt in den zentralen und östlichen Nordalpen. Im Mittelland sind nur wenige rezente (jünger als 1980) Fundorte bekannt. Der vorliegende Fund ist der erste Nachweis der Art im weiteren Gebiet des Sihlwalds seit über 100 Jahren. Zuletzt wurde sie dort von P. Culmann 1899 nachgewiesen.

### ***Buxbaumia viridis***

Das Grüne Koboldmoos ist eine aufgrund der Berner Konvention international geschützte Art. In der Natur- und Heimatschutzverordnung ist sie im Anhang 4 (kantonal zu schützende Arten) aufgeführt. Im weiteren Gebiet des Sihlwald wurde die Art seit 1882 nicht mehr gefunden. Die Art ist im Sihlwald nicht selten, sie wurde aber nie fruchtend gefunden, sondern immer nur mit Brutkörpern und Protonema. Bei den Mooserhebungen im Sihlwald wurde die Art nun auf 14 Flächen nachgewiesen. Die Art wächst fast ausschliesslich auf Totholz und gilt als Indikator für alte und naturnahe Waldbestände.

### ***Campylostelium saxicola***

Das Fels-Schwanenhalsmoos bildet kleine Polster an sauren Felsen luftfeuchter Lagen. Ihren Verbreitungsschwerpunkt hat die Art entlang eines schmalen Streifens am Fuss der Nordalpen. Im Mittelland ist die Art sehr selten. Der Fund im Sihlwald ist der erste Nachweis der Art im Kanton Zürich seit über 100 Jahren.

### ***Dicranum viride***

Das Grüne Gabelzahnmoos ist eine aufgrund der Berner Konvention international geschützte Art. In der Natur- und Heimatschutzverordnung ist sie zudem im Anhang 4 (kantonal zu schützende Arten) aufgeführt. Im Schweizer Mittelland ist die Art recht verbreitet. Im Sihlwald konnte sie insgesamt vier Mal gefunden werden (3 x epiphytisch, 1 x auf Fels). *Dicranum viride* kommt meist nur an dicken Stämmen vor und ist ein Indikator für alte Wälder.



**Abbildung 6.5:** oben: Ein einzelner Sporophyt des Grünen Koboldmooses (*Buxbaumia viridis*) auf Totholz zwischen verschiedenen Lebermoosen. Das Grüne Koboldmoos konnte zwar im Sihlwald gefunden werden, doch bislang nur steril, d.h. ohne Sporophyten. unten: Ein Polster von *Dicranum viride* auf der Borke eines Laubbaumes (Bilder: A. Bergamini).

***Heterocladium heteropterum* (var. *Heteropterum*)**

Das Ungleichgefiederte Wechselzweigmoos ist im Tessin verbreitet, in der Nordschweiz hingegen sehr selten. Das Felsmoos kommt auf sauren Felsen ozeanisch geprägter Gebiet vor. Der Fund im Sihlwald ist der erste im Kanton Zürich und möglicherweise auch der Erstfund für das Mittelland.

***Orthotrichum pulchellum***

Der Fund des Hübschen Goldhaarmooses ist erst der zweite gesicherte Nachweis dieser Art für die Schweiz (Büschlen 2016). Die ozeanische Art ist möglicherweise in Ausbreitung begriffen (Nebel & Philippi 2000-2005).

***Orthotrichum rupestre***

Das Fels-Goldhaarmoos ist im Alpenraum verbreitet, im Mittelland aber sehr selten (bisher nur zwei Angaben, eine von 1989, die andere von 1897). Der Fund im Sihlwald ist der erste Nachweis im Kanton Zürich seit 1897. Die Art wächst meist auf Silikatgestein, im Sihlwald wurde sie allerdings am Stamm eines Baumes gefunden. In Gebieten mit gemässigtem Klima ist dieses Substrat recht ungewöhnlich. In wärmeren Gegenden, wie etwa im Tessin, kann das Fels-Goldhaarmoos dagegen des Öfteren auf der Borke von Bäumen beobachtet werden.

***Orthotrichum scanicum***

Das Weisshaubige Goldhaarmoos galt vor 15 Jahren noch als stark bedroht (Schnyder et al. 2004). In der Zwischenzeit zeigte sich, dass die Art viel häufiger ist oder möglicherweise häufiger geworden ist. Sie kommt aber meist nur in geringen Individuenzahlen vor (Kiebacher 2014). Im Sihlwald wurde sie in drei Untersuchungsflächen gefunden.

***Racomitrium heterostichium***

Das Ungleichhästige Zackenmützenmoos ist im Alpenraum vermutlich weit verbreitet. Da die Abgrenzung zu nahe verwandten Arten aber nicht immer eindeutig ist, ist die Verbreitung nur ungenügend bekannt. Für den Kanton Zürich ist dies der erste sichere Nachweis der Art. Bislang gab es nur eine ungenau lokalisierte Angabe aus dem 19. Jahrhundert, die möglicherweise gar nicht im Kanton liegt („Monte Hohe Rhone", 930 m ü. M., Jakob Fryman, 04.1898). Die Art wächst im Sihlwald auf dem Dach einer Hütte im Wald.

***Sciuro-Hypnum flotowianum***

Reichenbachs Schönschnabelmoos ist eine in der Schweiz sehr seltene Art mit nur wenigen rezenten Funden im Alpenraum und einem im Jura. Es scheint allerdings auch nicht ganz ausgeschlossen, dass die Art aufgrund ihrer Ähnlichkeit mit *S. populeum* übersehen wurde. In der Schweiz gilt die Art als gefährdet (Schnyder et al. 2004). Die Art ist im Sihlwald nicht selten, sie wurde in 19 der 69 Plots nachgewiesen.

Viele weitere Arten sind neu für das Gebiet Sihlwald oder wurden dort schon lange nicht mehr nachgewiesen.



**Abbildung 6.6:** oben: *Campylostelium saxicola* (Bild <https://diversionsinnaturalhistory.files.wordpress.com/2015/11/dscn4917.jpg>), unten links: *Anomodon rugelii* ([https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Anomodon\\_rugelii\\_\(a,\\_144919-481531\)\\_3209.JPG](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Anomodon_rugelii_(a,_144919-481531)_3209.JPG)), *Orthotrichum scanicum* (<http://www.milueth.de/Moose/Aktuell/Greece-2015/05-06%20Orthotrichum%20scanicum.html>)

## 6.5. Diskussion

### **Methodendiskussion**

Für die Erfassung der Bodenmoose sowie der Moose der Stammfüsse und der unteren Stammbereiche hat sich die Plotgrösse (314 m<sup>2</sup>; Kreis mit 10 m Radius) als sehr günstig erwiesen. Für diese Moose ist die Flächengrösse gut geeignet um einen Grossteil der an einem Waldstandort vorkommenden Arten zu erfassen. Das Vorkommen von Gestein- und Totholz-besiedelnden Arten ist dagegen stark vom Vorhandensein dieser Substrate in den Flächen abhängig und war demnach von Plot zu Plot sehr unterschiedlich. Beim Totholz ist

ausserdem noch der Zersetzungsgrad entscheidend: unterschiedliche Arten bevorzugen unterschiedliche Zersetzungsgrade. Felsblöcke und grössere Totholzstücke sind z.T. nur in geringen Dichten vorhanden und kamen nicht immer in die 314 m<sup>2</sup> grossen Plots zu liegen. Andererseits weisen verschiedene Waldtypen schon natürlicherweise unterschiedliche Gesteins- und Totholzanteile auf. Um die Artengarnitur der Gestein- und Totholz-besiedelnden Arten eines Waldstandortes besser zu erfassen, könnten diese Substrate in einem grösseren Radius zusätzlich abgesucht werden.

Als Basiserhebung für ein Monitoring ist eine konstante Plotgrösse sicher zu empfehlen. Falls es die Finanzlage zulässt, sollte die Basiserhebung aber noch durch ergänzende Erhebungen seltener Substrattypen wie Felsen und Totholz komplettiert werden.

Das Absuchen der 314 m<sup>2</sup> grossen Plots nach Moosen ist in Wäldern gut möglich. Der Zeitaufwand hielt sich mit im Durchschnitt 60 Minuten pro Plot in vertretbaren Grenzen. Beim „Naturräumlichen Inventar der Schweizerischen Moosflora NISM“, das 2006 abgeschlossen wurde, wiesen die Plots eine Fläche von 100 m<sup>2</sup> auf. Diese Flächengrösse war ein guter Kompromiss zwischen der Erfassung eines möglichst grossen Anteils der Moosflora eines Lebensraums und der nötigen Arbeitszeit im Gelände, die in moosreichen Lebensräumen ausserhalb des Waldes schnell erheblich grösser sein kann als im Sihlwald. Falls in anderen Naturparks ähnliche Monitorings wie im Sihlwald geplant werden sollten, bei denen auch Gebiete ausserhalb des Waldes oder sehr reich strukturierte Wälder (z.B. mit Blockschutt und verzahnt mit offenem Gelände) erhoben werden, müsste die Plotgrösse wahrscheinlich gegen unten angepasst werden.

Die Erfassung der Moosarten könnte zudem durch zusätzliche, willkürlich gelegte Plots in seltenen Habitaten verbessert werden, die in den zufällig gelegten Pots nicht oder untervertreten sind (z.B. Quellfluren, grosse Felsen, Bachläufe etc.). Solche Habitats sind oft kaum via vorhandenem Kartenmaterial zu erkennen, sondern man findet bzw. erkennt ihr Potential für zusätzliche Arten erst bei den Arbeiten im Gebiet. Ein hohes Potential für weitere Arten bieten ausserdem 'waldferne' Lebensräume innerhalb des Parameters des Schutzgebiets, wie zum Beispiel Grünlandflächen und siedlungsnahere Bereiche. In diesen Lebensräumen ist eine Reihe von Arten zu erwarten, die in der vorliegenden Artenliste fehlen.

### **Moose im Sihlwald**

Der Sihlwald weist einen hohen Artenreichtum an Moosen auf und es kommen viele Besonderheiten vor. Die vorgefundenen Artenzahlen je Erhebungsfläche überstiegen die Erwartungen und so war auch der Bestimmungsaufwand beträchtlich. Die tatsächliche Gesamtartenzahl der im Schutzgebiet Sihlwald vorkommenden Moosarten ist allerdings sicherlich noch um einiges höher als hier festgestellt. Im Wald ist es grundsätzlich schwierig die Vielfalt der Moose (und Flechten) zu erfassen, da die Baumkronen nur schwierig zu erreichen sind. Baumkronen beherbergen einen relevanten Anteil der epiphytisch wachsenden Moose (und Flechten) (Boch et al. 2013, Kiebacher et al. 2016). Werden Baumkronen nicht erhoben, so werden gewisse Arten nicht erfasst, darunter auch seltene und/oder gefährdete Arten bzw. die Häufigkeiten von Arten, die eine Präferenz für die Krone zeigen, wird unterschätzt. Dies ist vor allem bei Flechten ein Problem, da diese viel mehr Arten aufweisen,

die eine Präferenz für die Krone zeigen als die Moose (Boch et al. 2013, Kiebacher et al. 2016). Bei den Moosen dürften vor allem die Goldhaarmoose (*Orthotrichum* spp.) eher schlecht erfasst worden sein, da diese an den schattigen Stammbasen schlecht vertreten sind. Insbesondere wächst das durch die Berner Konvention international geschützte, und in der Schweiz als verletzlich eingestufte (Schnyder et al. 2004) Grosssporige Goldhaarmoos (*O. rogeri*) oft in Baumkronen (Kiebacher et al. 2016). Da Funde aus der weiteren Umgebung des Sihlwald vorliegen, kann angenommen werden, dass diese Art auch im Sihlwald vorkommt aber nicht gefunden wurde, weil Baumkronen nicht untersucht wurden. Es wäre wünschenswert, dass bei künftigen Inventuren wenigstens einige Bäume erklettert werden.

Das Vorfinden des Grünen Gabelzahnmooses (*Dicranum viride*) und insbesondere des Grünen Koboldmooses (*Buxbaumia viridis*), das im Sihlwald an vielen Stellen beobachtet wurde, weist auf eine günstige Waldentwicklung zu naturnahen Beständen hin. Möglicherweise siedeln sich in den folgenden Jahren noch weitere 'Urwaldarten' an, wie etwa das sehr seltene Schirmmoosartige Biegzahnmoos (*Anacamptodon splachnoides*). Diese Art ist auf Astlöcher alter Bäume angewiesen, wo sich Wasser ansammeln kann, welches das Substrat lange feucht hält. Die Art galt in der Schweiz als ausgestorben und wurde erst vor wenigen Jahren im Tessin wiederentdeckt (Schnyder 2011). Da es aus dem Alpennordrand historische Angaben gibt, ist ein Vorkommen im Sihlwald durchaus denkbar.

Das häufige Vorkommen von *Buxbaumia viridis* im Sihlwald ist bemerkenswert, da die Art ihren Verbreitungsschwerpunkt in höheren Lagen zu haben scheint. Die meisten Funde der Art in der Schweiz liegen in einer Höhenlage von 1000-1400 m ü.M. Diese Höhenverbreitung könnte mehr durch die intensivere Nutzung der Wälder in den Tieflagen als durch die ökologischen Ansprüche der Art bedingt sein. Dabei dürften vor allem die geringen Totholz mengen in den Tieflagen problematisch sein für diese fast ausschliesslich auf Totholz vorkommende Art. Es wäre deshalb interessant, die Bestandesentwicklung von *B. viridis* im Sihlwald weiter zu beobachten. Insbesondere sollte dabei auf die Ausbildung von Sporophyten geachtet werden, die in der vorliegenden Erhebung nie gefunden wurden.

Die beiden untersuchten Totholzstücke waren praktisch immer von Moosen besiedelt und auf einem Totholzstück konnten gar 26 Moosarten gefunden werden. Wirkliche Totholzspezialisten, d.h. Arten, die fast ausschliesslich auf Totholz vorkommen, waren aber selten. Insgesamt dürften es nicht mehr als rund ein Dutzend solcher Totholzspezialisten sein, die im Sihlwald gefunden wurden. Seltenheiten wie die Lebermoose *Harpanthus scutatus* oder *Scapania apiculata* kamen nicht zum Vorschein, aber auch häufigere Arten (z.B. die Lebermoose *Calypogeia suecica*, *Lophozia ascendens*, *Scapania umbrosa* oder *Tritomaria exsecta*) fehlen in der Artenliste. Insbesondere Letztere wären aber in Alpennähe durchaus zu erwarten. Möglicherweise wirkt hier noch die intensive Waldbewirtschaftung vergangener Jahrzehnte mit geringen Totholz mengen nach. Es wird sich zeigen, und es sollte weiter beobachtet werden, ob diese Arten mit steigenden Totholz mengen wieder einwandern.

## 7. Flechten

Christine Keller<sup>1</sup> & Christoph Scheidegger<sup>2</sup>

<sup>1</sup>Eidg. Forschungsanstalt WSL, Zürcherstrasse 111, 8903 Birmensdorf; christine.keller@wsl.ch

<sup>2</sup>Eidg. Forschungsanstalt WSL, Zürcherstrasse 111, 8903 Birmensdorf;  
christoph.scheidegger@wsl.ch



**Abbildung 7.1:** Holzstatue „Waldmutter Silvana“, bekleidet mit *Bryoria fuscescens*, *Evernia prunastri*, *Pseudevernia furfuracea* und *Usnea cf. subfloridana*.

## 7.1. Einleitung

---

In der Schweiz sind 621 Flechtenarten an den Lebensraum Wald gebunden. Davon benötigen 134 prioritäre Waldarten spezielle Massnahmen zur langfristigen Arterhaltung. Fast drei Viertel der Waldarten gelten als Altbaum-Flechten, weil sie an Schlüsselstrukturen gebunden sind, welche als phänologische Altersmerkmale von Bäumen gelten. Verschiedene gefährdete Arten sind wegen ihrer eingeschränkten Ausbreitungsradien zudem an eine hohe ökologische Kontinuität gebunden, was sie als Altwald-Flechten auszeichnet (Scheidegger & Stofer, 2015). Aus diesen Gründen, und weil Flechten ganzjährig beobachtbar sind, gelten baumbewohnende Flechten als wichtige Artengruppe zur Erfassung von autochthonen Waldflächen (Dymytrova *et al.*, 2017) und zur Ausscheidung von Waldflächen als Wald- und Sonderwaldreservate, sowie für die Auswahl von Biotopbäumen und Altholzinseln.

Für die erd- und baumbewohnenden Flechten existiert seit 2002 eine nationale Rote Liste (Scheidegger *et al.*, 2002). Die auf Totholz wachsenden Arten sind systematisch und floristisch ebenfalls gut bekannt – für diese Artengruppe steht eine Rote Liste jedoch noch nicht zur Verfügung.

## 7.2. Methoden

---

### **Feldaufnahmen**

Auf den 69 vorgegebenen Plots wurde das Vorkommen von Flechtenarten im Rahmen von 1.5 h Feldarbeit erhoben. Die Flechten wurden separat nach den folgenden Substrattypen gegliedert und innerhalb der Kreisfläche der Stichprobeninventur aufgenommen (314m<sup>2</sup>, mit 10 m Radius neigungskorrigiert):

1. Stämme lebender Bäume
2. Totholz (inkl. der 2 ausgewählten Totholzstücke)
3. am Boden liegende Äste
4. Erde und Gesteine am Boden

Bei der Auswahl der zu untersuchenden Stämme wurde jeweils auf dem Baum mit dem grössten Durchmesser eine vollständige Aufnahme gemacht. Zusätzlich wurde die Artenliste mit Beobachtungen von anderen Baumarten sowie von dünnen Bäumen ergänzt. Die Beobachtungen wurden den in Karten eingezeichneten Objekten (Baum, Totholz) zugeordnet.

Flechten-Arten, die auf heruntergefallenen Ästen gefunden wurden, wurden für die Gesamt-Artenliste notiert.

### **Feldansprache und Laborbestimmung**

Die Arten wurden soweit wie möglich im Feld angesprochen. In vielen Fällen mussten kleine Belege gesammelt und anschliessend im Labor mit Hilfe Bestimmungs- und Fachliteratur (Smith *et al.*, 2009; Wirth *et al.*, 2013) bestimmt werden. Der gegebene Projektrahmen ermöglichte es nicht, sämtliche Belege einer detaillierten Untersuchung zu unterziehen. Auf

chemische Untersuchungen musste in vielen Fällen verzichtet werden. Ausgewählte Belege der Gattungen *Lecanora*, *Lepraria* und *Micarea* wurden dünnenschichtchromatographisch untersucht.

### 7.3. Ergebnisse

---

#### Artenzahlen

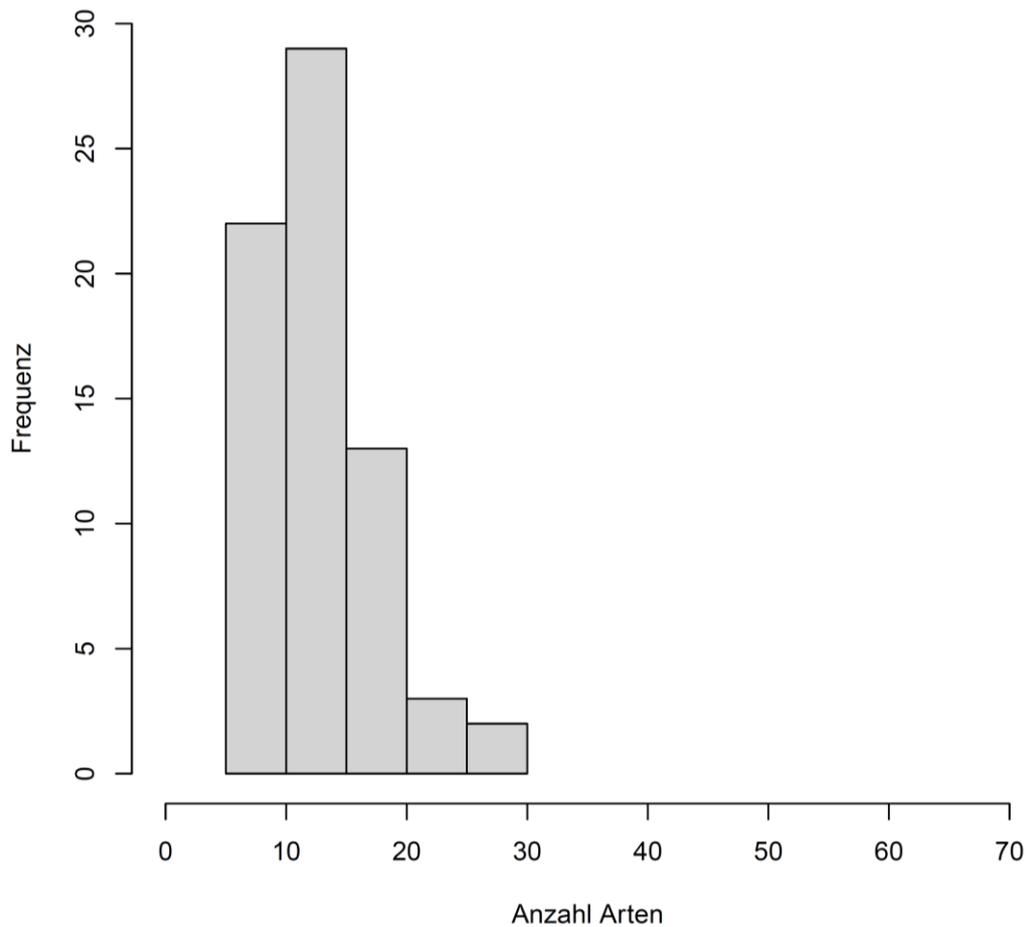
Insgesamt konnten 187 Flechtenarten nachgewiesen werden (Artenliste siehe Anhang). Davon konnten 159 Arten sicher bestimmt werden. Bei den restlichen Arten bleibt die Bestimmung unsicher, weil meist das Material nur sehr schlecht entwickelt war. Nur eine Art gehört zu den lichenisierten Basidiomyceten (*Multiclavula mucida*). Alle anderen Arten gehören zu den lichenisierten Ascomyceten.

Durchschnittlich wurden 13.3 Flechtenarten pro Plot gefunden (zwischen 5 und 27 Arten) und auch die Verteilung der Artenzahlen pro Plot zeigt, dass auf den meisten Stichproben 10-15 Arten gefunden wurden (Abbildung 7.2).

Zu den häufigsten Arten im Sihlwald gehören mit mehr als 15 Beobachtungen *Graphis scripta*, *Bacidina sulphurella*, *Lepraria lobificans*, *Coenogonium pineti*, *Phlyctis argena*, *Micarea micrococca*, *Arthonia ruana*, *Mycobilimbia epixanthoides*, *Lecanora chlarotera*, *Arthonia spadicea*, *Normandina pulchella*, *Porina aenea*, *Porina leptalea*, *Pertusaria leioplaca*, *Parmelia sulcata*, *Lecidella elaeochroma*, *Xanthoria parietina*, *Lecanora subrugosa*, *Anisomeridium polypori* und *Absconditella lignicola*. Mit Ausnahme der beiden Blattflechten *Parmelia sulcata* und *Xanthoria parietina* gehören diese häufigsten Flechten alle zu den Krustenflechten. Alle im Sihlwald gefundenen häufigen Krustenflechten sind schattentolerant. Unter den häufigen Flechten finden sich nur *Xanthoria parietina* und *Parmelia sulcata* als relativ lichtbedürftige Arten – und die sind vor allem an Ästen nachgewiesen worden, welche am Boden gefunden wurden. Von den häufigen Flechtenarten wächst *Absconditella lignicola* ausschliesslich und *Micarea micrococca* häufig auf (liegendem) Totholz. Die anderen Arten wachsen meist als Epiphyten auf lebenden Bäumen. Erdbewohnende Flechten wurden nur selten gefunden – etwas häufiger waren pyrenokarpe Krustenflechten auf kalkfreien und kalkhaltigen Gesteinsbrocken. Auch erd- und gesteinsbewohnende Flechten gehörten fast ausnahmslos zu den schattenertragenden Arten. Lichtliebende Arten waren einzig auf abgebrochenen Ästen auf den Plots zu finden – und die konnten im Rahmen des Projektes nicht systematisch gesammelt und untersucht werden. Für weitere Analysen wurden die auf Ästen wachsenden Flechten nicht berücksichtigt, weil die Vergleichbarkeit zwischen den Plots nicht unbedingt gegeben ist, da das Vorhandensein von frisch abgebrochenen Ästen stark variieren kann (z.B. durch Wetterereignisse).

Auf den ausgewählten Totholzstücken waren oft sehr wenige Flechten vorhanden und auf vielen fehlten Flechten gänzlich (auf 80 von 138 Holzstücken). Einerseits waren viele Holzstücke noch berindet und daher vor allem von epiphytischen Flechten besiedelt. Andererseits gab es viele die schon stark mit Moosen bewachsen oder stark zersetzt waren und daher kein optimales Substrat für Flechten sind.

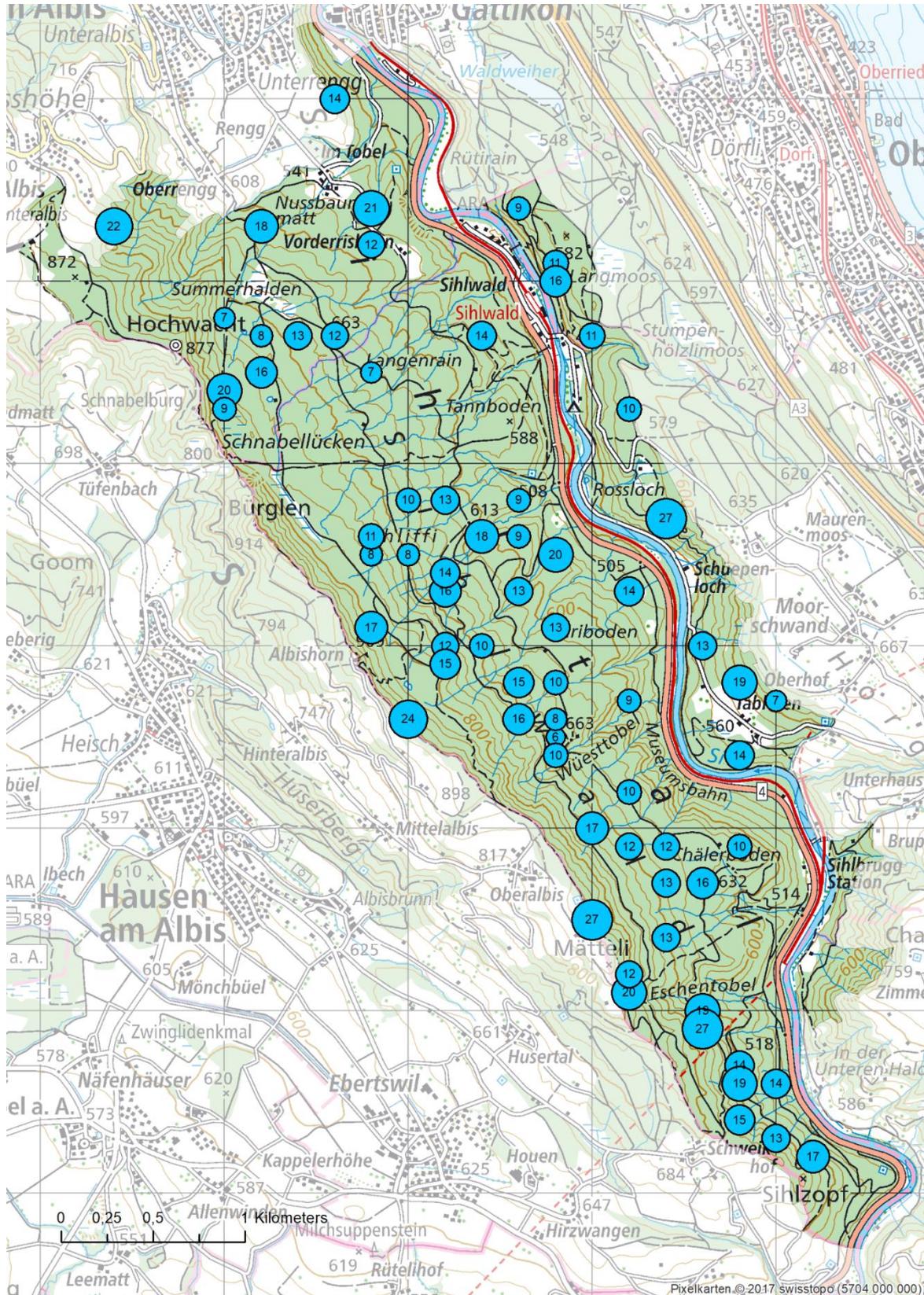
### Histogramm – Flechten



**Abbildung 7.2:** Das Histogramm zeigt die Anzahl von Plots (y-Achse) mit einer bestimmten Anzahl an Flechten.

#### **Übersichtskarte – Artenzahl pro Plot**

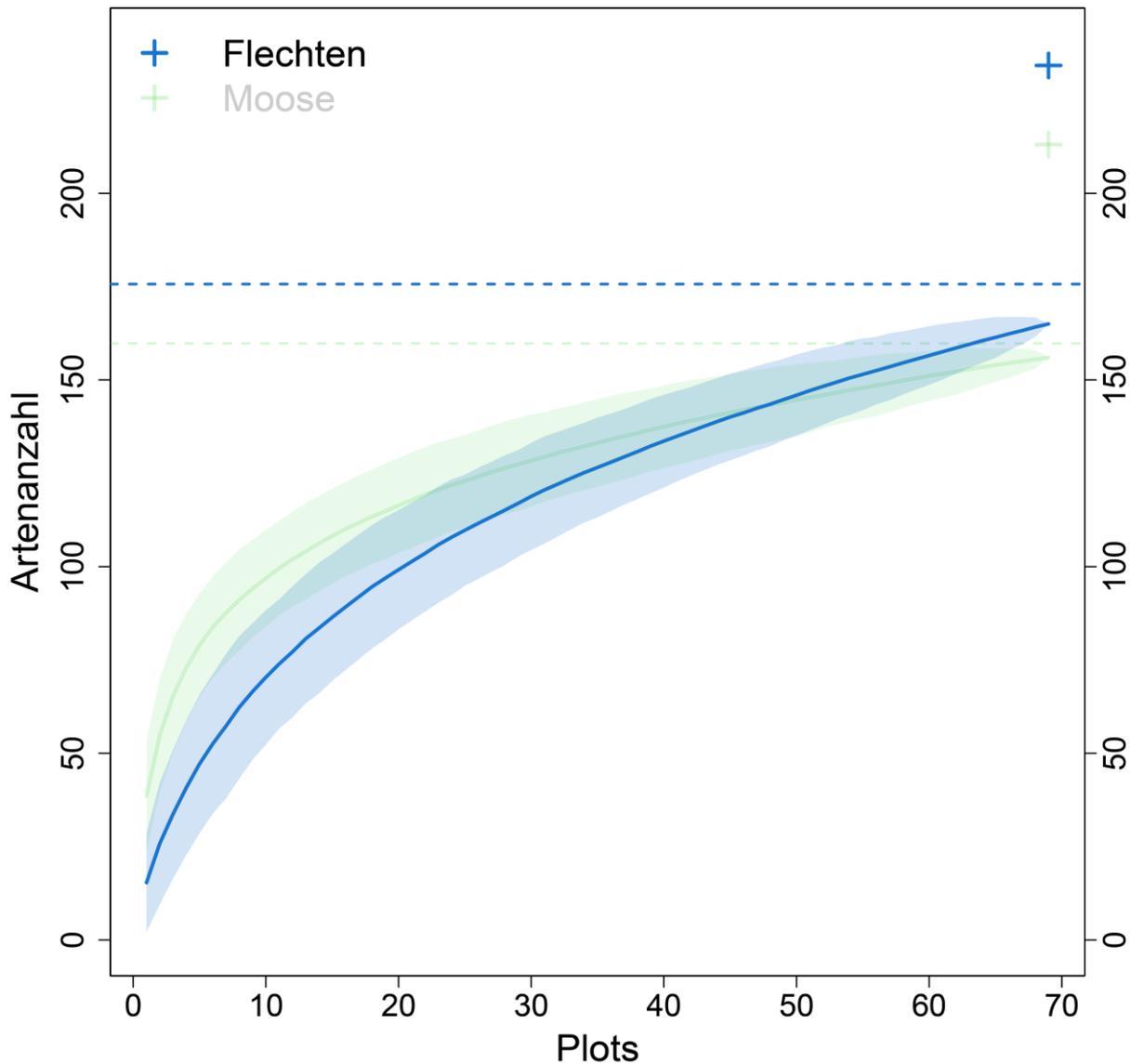
Die Karte zeigt, dass die Plots generell artenarm sind. Die besten Stichproben sind solche in steileren Hängen oder an Sonderstandorten, die feuchter oder offener sind. Im Gegensatz zu den Moosen zeigt sich jedoch eine grössere Variabilität zwischen den Stichproben. Auf Plots mit nur Buchen gab es oft nur wenige Flechten und auch andere im Sihlwald häufige Baumarten (wie Esche, Bergahorn oder Nadelbäume) sind flechtenarm.



**Abbildung 7.3:** Räumliche Verteilung der Flechtenartenzahlen (Plots plus Totholzstücke) im Sihlwald. (Quelle: Pixelkarten © 2017 swisstopo (5704 000 000))

### Arten-Akkumulationskurve

Die Arten-Akkumulationskurve zeigt, dass der Sihlwald recht arm an Flechten ist (Abbildung 7.4). Die Kurve beginnt langsam sich abzuflachen, der geschätzte Artenreichtum liegt allerdings immer noch fast 70 Arten über der Artenzahl, die tatsächlich gefunden wurde.



**Abbildung 7.4:** Die Arten-Akkumulationskurven der Flechten zeigt wie viele Arten mit jedem weiteren untersuchten Plot gefunden werden; das Kreuz zeigt die geschätzte Artenzahl (Chao-2) an und die gestrichelte horizontale Linie wo 75% der geschätzten Arten erreicht sind. Es wurden Funde ausgeschlossen, die nicht bis auf die Art bestimmt wurden (sp.), während Funde, die unsicher auf die Art bestimmt wurden (cf.), inkludiert wurden. Flechten auf herabgefallenen Ästen wurden für die Berechnung der Arten-Akkumulationskurve mit einbezogen.

## 7.4. Besondere Arten

### ***Absconditella lignicola***

Die Art wächst meist an dünnen, vom Boden abstehenden, entrindeten Stämmen von Buchen und Fichten. Bei feuchter Witterung ist die Art an schwach grünlicher Verfärbung des Holzes aus Distanz zu erkennen – die Bestätigung erfolgt dann mit der Lupe, wenn die ca. 0.3 mm grossen, fast durchsichtigen und weitgehend im Substrat eingesenkten Fruchtkörper gefunden werden. Die Art kann leicht von den viel grösseren Fruchtkörpern von *Coenogonium pineti* unterschieden werden, welche oft etwas spätere Sukzessionsstadien der Holzverwitterung besiedelt.

### ***Agonimia*, verschiedene Arten**

Die Arten der Gattung kommen im Untersuchungsgebiet meist an dicken, teilweise bemoosten Stämmen von Buche und Bergahorn vor. Gut entwickelte Lager lassen sich leicht an den meist sehr vereinzelt auftretenden Fruchtkörpern (Perithezien) als zur Gattung gehörig ansprechen. Die Ansprache der Arten ist im Feld aber auch mit guter Leuchtlupe und Erfahrung eigentlich nicht möglich. Meist sind die Lager steril und ziemlich stark von Schnecken und Milben abgefressen – dann ist die Bestimmung auf Artebene auch im Labor oft nicht möglich. Die verschiedenen Arten scheinen aber eine interessante kombinierte Vermehrungsstrategie zu verfolgen: Bei Arten mit kleinstrauchigen Lagern dienen leicht abbrechende Fragmente der vegetativen Vermehrung.

### ***Bacidia subincompta***

Diese Krustenflechte mit körnigem Lager kommt an dicken Stämmen von Laubbäumen vor (Abbildung 7.5). Im Mittelland ist die Art recht zerstreut und deshalb sind die Vorkommen auf 9 Plots im Sihlwald bemerkenswert.



**Abbildung 7.5:** *Bacidia subincompta* (<https://corzonneveld.nl/fungi/lichens/Lecanoromycetes/Lecanorales/Ramalinaceae/Bacidia/Bacidia%20subincompta,%20Metzgeria%20furcata%20691%20med.jpg>)



### ***Bacidina*, verschiedene Arten**

Gelbliche bis gelbgrüne, oft ausgedehnte, aber meist sterile Lager von körnigen Krustenflechten gehören meist zu *Bacidina sulphurella* und seltener zu *B. arnoldiana*. Die meisten Belege waren steril und wurden deshalb als *Bacidina arnoldii* *aggr.* bezeichnet. *Bacidina brandii* weicht von den oben genannten Arten ab, der taxonomische Status dieser Belege ist jedoch zu überprüfen. Die Artengruppe ist sehr substratvag und kommt an Stämmen von Buchen, Eschen, Fichten, Holunder und Tannen vor, und ist auch auf Totholz und kalkhaltigem Gestein anzutreffen.

### ***Calopisma asserigenum***

Eine in der Schweiz selten gesammelte Flechte auf Ästen. Die Art ist in der Schweiz verletzlich (VU), unsere Kenntnis basiert aber bisher vor allem auf Zufallsfunden. So ist auch der Beleg aus dem Sihlwald zu verstehen: die Art wurde auf einem am Boden liegenden Ast einer Buche gefunden.

### ***Cetrelia cetrarioides***

Die Art potenziell bedroht und kommt meist an relativ licht stehenden Stämmen älterer Laubbäume vor. Im Sihlwald wurde die Art einmal an einem abgebrochenen Ast einer grossen Buche gefunden.

### ***Gyalideopsis helvetica***

Ähnlich wie die oben genannte *Absoconditella lignicola* wächst diese unauffällige Krustenflechte auf entrindetem Faulholz von Laubbäumen und Fichtenholz. Es ist dies der dritte Fund in der Schweiz, aber da es zurzeit keine Rote Liste der lignicolen Flechten gibt, ist der Gefährdungsgrad dieser seltenen Art nicht festgelegt.

### ***Micarea*, verschiedene Arten**

Diese Gruppe bildet meist intensiv grüne, körnige bis etwas verschleimende Krusten auf unterschiedlichen Substraten wie Borke mit hoher Wasserspeicherkapazität, Erde und Faulholz. Auf entrindetem Faulholz sind diese Arten die auffälligsten lignicolen Flechten, sind aber im meist sterilen Zustand ohne chemische Untersuchungen nicht auf Artebene bestimmbar.

### ***Pertusaria pertusa***

Diese Art ist eine typische, aber sehr seltene und stark gefährdete (EN) Art auf Buchen. Die Art ist meist gut kenntlich. In den Untersuchungen im Sihlwald ist sie auf einer einzigen Buche gefunden worden – weitere Abklärungen über die Verbreitung dieser Art im Sihlwald und die ihre Populationsstruktur wären sehr wünschenswert.



**Abbildung 7.6:** links: *Cetrelia cetrarioides* (<https://www.123pilze.de/DreamHC/Download/Cetrelia-cetrarioides2.jpg>), rechts: *Pertusaria pertusa* ([http://www.lichens.lastdragon.org/Pertusaria\\_pertusa.html](http://www.lichens.lastdragon.org/Pertusaria_pertusa.html))

### ***Rinodina polyspora* und *polysporoides***

Diese beiden kleinen Arten der Gattung Braunsporflechte wurden auf abgebrochenen Ästen von Eschen gefunden. *Rinodina polyspora* galt bisher als Regional Ausgestorben (RE) in der Schweiz und wurde im Sihlwald seit Jahrzehnten erstmals wieder in der Schweiz gefunden. Die morphologisch ähnliche Art *Rinodina polysporoides* wurde früher oft mit *R. polyspora* verwechselt, ist zwar deutlich häufiger als *R. polyspora*, aber in der Schweiz immer noch als Verletzlich (VU) eingestuft.

### ***Steinia geophana***

Diese kleine, unauffällige Art wächst auf offenen Erdf Flächen und oberflächlich stark verwittertem Sandstein. Sie ist in der Schweiz nur von wenigen Fundorten aus dem Mittelland bekannt und wird in der Roten Liste der erdbewohnenden Flechten nicht behandelt. Im Untersuchungsgebiet sind im 19. Jahrhundert weitere erdbewohnende Flechten gefunden worden, welche seither aber in der Schweiz verschollen sind. Dazu gehören *Thelenidia monosporella*, aus der Gegend von Rifferswil von J. Hegetschweiler gesammelt und von Nylander als neue Gattung und neue Art beschrieben. Diese Art ist seither erst einmal wiedergefunden wurde (Grönland). Die zweite, ebenso seltene Art *Thelocarpon imperceptum* wurde ebenfalls von Hegetschweiler gefunden und von Nylander beschrieben und seither nur wenige Male in Mitteleuropa nachgewiesen. Vegetationsfreie, bodenfeuchte und relativ lichtreiche Erdf Flächen, wie sie als Lebensraum für *Steinia geophana* und die beiden anderen erwähnten Arten nötig sind, kommen nur selten als natürliche Lebensräume vor. Häufiger sind sie heute an stark menschlich beeinträchtigten Standorten wie Strassenränder und Kiesgruben zu finden. Die steilen Hänge der Albiskette mit kleinflächigen Rutschungen stellen natürliche Lebensräume für diese heute sehr seltenen Arten dar. Wir regen deshalb eine gezielte Suche nach den beiden regional ausgestorbenen Arten längs der Albiskette an.

### **Strigula, verschiedene Arten**

*Strigula ziziphi* und *Strigula jamesii* sind zwei unauffällige Krustenflechten, welche nur nach mikroskopischer Untersuchung sicher bestimmt werden können. Es sind dies zwei sehr seltene Arten in einer Artengruppe, in welcher wenige häufige Arten dominieren.

### **National Prioritäre Arten**

**Tabelle 7.1:** Liste der National Prioritären Arten die im Sihlwald gefunden wurden (inkl. der Plotnummer und des Substrats des Fundes).

Art	Plotnr.	Substrat		RL-Status	Priorität CH
<i>Callopisma asserigenum</i>	91	Ast	Buche	VU	4
<i>Fellhanera subtilis</i>	479	Ast	Esche	VU	4
<i>Graphis elegans (unsicher)</i>	126	Stamm	Buche	EN	3
<i>Pertusaria pertusa</i>	105	Stamm	Buche	EN	1
<i>Rinodina polyspora</i>	55	Ast	Esche	RE	1
<i>Rinodina polyspora</i>	93	Ast	Esche	RE	1
<i>Rinodina polysporoides</i>	52	Ast	Esche	VU	4
<i>Strigula jamesii</i>	127	Stamm	Buche	VU	4
<i>Strigula ziziphi</i>	300	Stamm	Bergahorn	CR	2

## **7.5. Diskussion**

### **Methodendiskussion**

Die Erhebung auf den 69 ausgewählten Plots ermöglicht die gemeinsame Analyse und den Vergleich mit den anderen Artengruppen.

Durch die hohe Anzahl an Plots konnten verschiedene „Habitatkonfigurationen“ in einem grossen Gebiet untersucht werden. Allerdings musste dafür auf jedem Plot eine vereinfachte Methode angewendet werden, welche eine Aussage über die Artenvielfalt der Flechten vor allem auf Plot-Ebene ermöglicht. Zusätzlich wurden jedoch einzelne Substrate wie das ausgewählte Totholz und der grösste Baum auf den Stichproben eindeutig identifiziert, was eine langzeitliche Beobachtung der substratspezifischen Entwicklung der Flechten ermöglicht.

Eine umfangreichere Methode zur Untersuchung der Flechtendiversität und -zusammensetzung wurde im Rahmen des EU-Projektes BioAssess entwickelt (Scheidegger et al. 2002, Bergamini et al. 2005, Stofer et al. 2006, Watt et al. 2007). Dabei wurden baum-, erd- und gesteinsbewohnende Flechten berücksichtigt und von jedem Substrattyp 12 Objekte pro Plot untersucht. Totholz könnte problemlos als weiterer Substrattyp mit dieser Methode untersucht werden. Diese Daten erlauben eine detailliertere Analyse der Flechten pro Baumart oder Baumdurchmesserklasse.

Der in der BioAssess-Methode höher ausfallende zeitliche Aufwand pro Plot könnte in so homogenen Waldlandschaften wie sie im Sihlwald vorhanden ist, durch eine Reduktion der Anzahl Plots kompensiert werden. Auch die Arten-Akkumulationskurve (siehe Abbildung 8.4) zeigt, dass sich die gefundene Artenzahl nicht mehr extrem mit jedem neuen Plot erhöht, was für intensivere Untersuchung auf weniger Stichproben spricht. In Waldlandschaften mit höherer Baumartendiversität und stärker vertikal strukturiertem Bestandesaufbau weist die komplexere Aufnahmemethode gegenüber der im Sihlwald zur Anwendung gelangten Methode grosse Vorteile auf.

### **Flechten im Sihlwald**

Im Sihlwald konnten auf den Flächen der 69 vorgegebenen Plots 187 Flechtenarten nachgewiesen werden. Davon konnten wir 159 Arten sicher bestimmen, bei 29 Arten, oft Einzelfunde, sind die Belege nur rudimentär entwickelt, was eine sichere Bestimmung ohne Zuhilfenahme von molekularen Methoden, verunmöglicht. Werden die Flechten, die nur auf Ästen nachgewiesen wurden, nicht berücksichtigt, besteht der Datensatz aus 146 Arten, davon 123 sicher bestimmte Arten.

Der Sihlwald muss generell als ausserordentlich flechtenarme Waldlandschaft bezeichnet werden. Dies betrifft sowohl die totholzbesiedelnden Arten, als auch Arten, welche an lebenden Bäumen wachsen.

Totholz von Buchen, Eschen und Bergahorn wird im Mittelland meist relativ rasch von Moosen überwachsen. Flechten werden deshalb bereits in einem relativ frühen Stadium ausgeschlossen. Am ehesten sind noch tote stehende Stämme mit einigen Vertretern der Stecknadelflechten (*Chaenotheca xyloxena*) und vom Boden abstehende Teil von liegenden Stämmen von speziellen lignicolen Flechten überwachsen. Die beiden unauffälligen Krustenflechten *Absoconditella lignicola* und *Gyalideopsis helvetica*, sowie die oft ausgedehnte, intensiv grüne Flecken bildenden Arten der Gattung *Micarea* konnten im Sihlwald regelmässig beobachtet werden. Nach längeren Niederschlagsperioden konnten zudem ausgedehnte Kolonien von *Multiclavula mucida*, dem einzigen lichenisierten Basidiomyceten, nachgewiesen werden. Es wird interessant sein, die Entwicklung der lignicolen Arten in Zukunft zu verfolgen. Licht stehende Dürrständer, insbesondere von Nadelbäumen, könnten Lebensraum von weiteren Stecknadelflechten, einer grösseren Anzahl von Arten der Gattung *Micarea* und weiterer Krustenflechten werden (siehe auch Bemerkungen unten zur Waldmutter Silvana).

Bezüglich der epiphytischen Flechten, welche an Stämmen und Ästen lebender Bäume vorkommen, erscheint die Flechtenvielfalt des Sihlwald ebenfalls als unterdurchschnittlich. Die im Mittelland häufig auf Buche anzutreffenden Krustenflechten kommen allerdings auch im Sihlwald regelmässig vor. Dazu gehören die Schriftflechte *Graphis scripta* und ihre Begleitarten aus den Gattungen *Bacidina*, *Biatora*, *Lepraria* und *Opegrapha*, aber weil die meisten Bestände im mittleren Stammbereich relativ lichtarm sind, kommen an Stämmen nur sehr selten lichtbedürftigere Flechten vor. Weil viele Blatt- und Strauchflechten zu dieser Gruppe der lichtbedürftigen Arten gehören, fehlen diese auffälligen Wuchsformen in grossen Gebieten des Sihlwald. Einzig an Waldrändern oder an Alleebäumen im Sihltal gibt es Stellen, wo diese Arten eine relativ üppige Flechtenvegetation bilden, so beispielsweise beim Parkplatz

nahe dem Besucherzentrum Sihlwald. Im Gegensatz zu den Arten an den Alleebäumen, welche im Sihlwald vereinzelt auch an kräftigen Ästen in der Lichtkrone von Eschen und Bergahorn gefunden wurden, ist die Holzstatue Waldmutter Silvana des Künstlers Erwin Schatzmann aus Winterthur beim Besucherzentrum als Trägerin von regionalen Seltenheiten hervorzuheben. Diese Holzstatue steht seit 2001 auf dem Areal des Besucherzentrums (E-mail von Stephanie Platzer vom 5. 10. 2017) und wurde seither von den Bartflechten *Bryoria fuscescens* und *Usnea cf. subfloridana* relativ üppig besiedelt (siehe Abbildung 7.1). Diese beiden Arten konnten im Sihlwald auf keiner der untersuchten Flächen gefunden werden. Allerdings ist zu vermuten, dass diese Arten in Restvorkommen auf Ästen in der Lichtkrone beispielsweise von Waldföhren im Sihlwald noch vorkommen.

Obschon viele mächtige Bäume auf Plots untersucht wurden, waren wir erstaunt, dass viele typische Flechtenarten alter Bäume im Gebiet fehlten. Lungenflechten wie *Lobaria pulmonaria* und *L. scrobiculata*, welche im Zürcher Unterland noch in Restvorkommen anzutreffen sind, scheinen im Sihlwald gänzlich zu fehlen. Dies mag sicher mit dem geringen Lichtgenuss in den vorratsstarken Wäldern zusammenhängen. Es fehlten aber auch (halb)schattentolerante Spezialisten alter Bäume wie *Arthonia byssacea* und *Bactrospora dryina*, und sogar die relativ substratvagen *Opegrapha vermicellifera* und *Reichlingia leopoldii* waren im Gebiet sehr selten anzutreffen. Wir vermuten, dass die intensive forstliche Nutzung in der Vergangenheit grosse, alte Bäume als Träger dieser Arten weitgehend zum Verschwinden gebracht hat und diese Arten deshalb im Gebiet weitgehend verschwunden sind. Seit der Aufgabe der forstlichen Bewirtschaftung konnten sich zwar wieder relativ viele dicke Bäume entwickeln, die auf dicke Bäume angewiesenen Flechtenarten konnten in den wenigen Jahrzehnten jedoch noch nicht wieder einwandern. Diese Beobachtungen unterstreichen die Bedeutung der ökologischen Kontinuität für die Erhaltung von ökologisch anspruchsvollen Waldflechten, wie kürzlich anhand von Auswertungen von Daten aus dem LFI gezeigt werden konnte (Dymytrova *et al.*, 2017). Der Einfluss von historisch stark erhöhten Konzentrationen von Luftschadstoffen auf die Flechtenvegetation kann nicht ausgeschlossen werden.

Auch wenn also verschiedene ökologische Gruppen von typischen Waldflechten im Sihlwald stark untervertreten sind, konnten oft als Einzelbeobachtungen eine Reihe von bemerkenswerten Arten nachgewiesen werden. An erster Stelle kann hier sicher die bisher als regional ausgestorben geltende Vielsporige Braunsporflechte *Rinodina polyspora*, genannt werden. Die Art wurde zweimal auf Ästen von Eschen nachgewiesen. Äste wurden in dieser Studie nicht systematisch untersucht, sondern es wurden nur frisch abgebrochene, am Boden innerhalb des Plots liegende Äste untersucht. Diese Art konnte im Rahmen von intensiven Untersuchungen im Rahmen des Rote Liste Projektes nie nachgewiesen werden und galt deshalb in den letzten 15 Jahren als in der Schweiz regional ausgestorben (RE). Der Nachweis dieser Art im Sihlwald ist sehr bemerkenswert und lässt hoffen, dass diese Art auch in anderen Wäldern des Mittellandes noch gefunden werden kann. Auch drei weitere National Prioritäre Arten, welche wir im Sihlwald gefunden haben, nämlich *Rinodina polysporoides*, *Fellhanera subtilis* und *Strigula sp.* wurden auf Esche gefunden, sodass diese Nachweise auf Esche die grosse Bedeutung dieser Baumart als exklusiver Träger einer hohen Anzahl Arten baumbewohnender Flechten unterstreichen (Rigling *et al.*, 2016).



Schliesslich soll auch noch ein gutes Wort für die im Sihlwald doch so prägende Buche eingelegt werden. Von Buchen dominierte Wälder scheinen auf den ersten Blick meistens relativ monoton. Dies gilt auch in sehr flechtenreichen Buchenurwäldern in den Karpaten, wo Seltenheiten oft auch auf einzelne Baumindividuen beschränkt sind. Typische Urwaldarten wie *Gyalecta ulmi* sind auch in Urwäldern selten anzutreffen und was in durchschnittlichen Beständen eines Urwaldreservates häufig ist, sind die auch im Sihlwald häufig anzutreffenden Begleitarten der Schriffflechte *Graphis scripta*. So konnte doch immerhin eine typische Art von Buchen, die in der Schweiz stark gefährdete (EN) *Pertusaria pertusa* an einer Buche nachgewiesen werden. Auch verschiedene potentiell gefährdete Arten konnten auf Buchen gefunden werden, so die Bartflechten *Evernia divaricata* und *Cetrelia cetrarioides* auf einem abgebrochenen Ast, und *Lecanora subcarpineae* auf einem Stamm. Schliesslich sollen die fünf Arten der sehr unauffälligen und schwierig anzusprechenden Arten der Gattung *Agonimia* hervorgehoben werden. In keinem Waldgebiet der Schweiz konnte bisher eine derartige Vielfalt dieser schattentoleranten, regelmässig von Schnecken abgeweideten und sich stets regenerierenden, kleinstrauchigen Flechtenarten gefunden werden. Die hohe Artenvielfalt innerhalb dieser Gattung war für uns die grösste Entdeckung in diesem Projekt.

## 8. Einfluss von Waldstrukturen auf die Artengruppen

### 8.1. Einleitung

In den vorhergehenden Kapiteln wurde besprochen, wie viele und welche Arten der vier Artengruppen (xylobionte Käfer, saprophytische Pilze, Moose und Flechten) im Sihlwald vorkommen. Auf den jeweiligen Karten zur Verteilung der Artenzahlen wurde bei allen Gruppen deutlich, dass es auf den Plots unterschiedlich viele Arten gibt. Daher ist es wichtig zu untersuchen und zu verstehen, wodurch diese Unterschiede erklärt werden können. Zu Beginn der Studie wurden die Plots entlang eines Totholzmenge-Gradienten ausgewählt, um dessen Einfluss zu untersuchen. Doch auch andere Waldstrukturen beeinflussen die Artengruppen und dies manchmal auf verschiedene Weise. In diesem Kapitel sollen daher folgende Fragen beantwortet werden:

- Durch welche Umweltvariablen und Waldstrukturen wird der Artenreichtum der Artengruppen auf den Plots beeinflusst?
- Auf welcher Skala lässt sich ein Effekt der Totholzmenge und Totholz-Distanz (Vernetzung) finden?
- Wodurch können Unterschiede in der Artenzusammensetzung auf den Plots erklärt werden?

### 8.2. Material und Methoden

Um zu untersuchen wodurch die Artenvielfalt und Artenzusammensetzung der einzelnen Artengruppen beeinflusst werden, wurden verschiedene Umwelt-Parameter und Waldstruktur-Variablen berechnet bzw. erhoben.

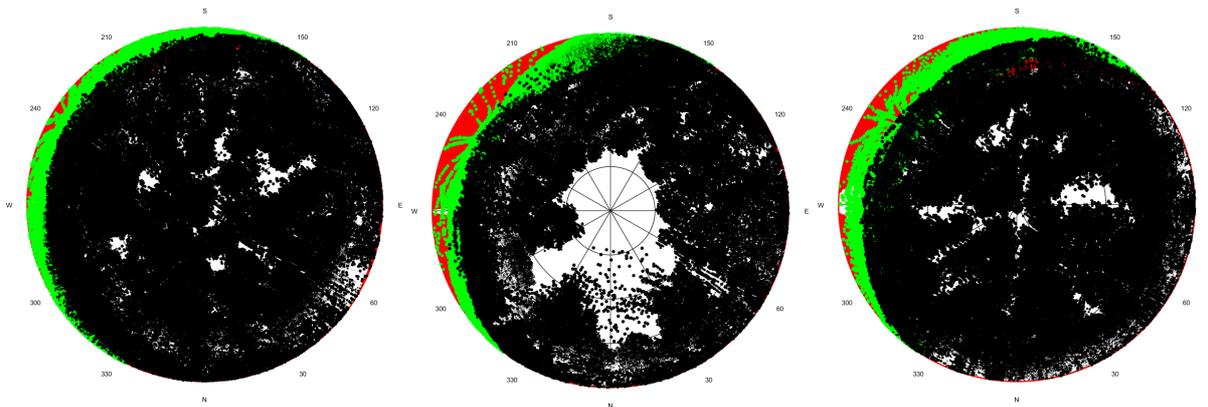
#### **Umweltvariablen**

**Seehöhe (GIS):** Über die GPS Koordinaten wurde die Seehöhe für jeden Plot bestimmt, da die Seehöhe z.B. makroklimatische Bedingungen mitbestimmt.

**Temperatur (Messung):** Auf jedem Plot wurde von Mai 2017 und Februar 2018 ein Temperatursensor (HOBO) installiert. Dieser wurde an einem starken Baum in der Nähe des Stichproben-Zentrums in einer Höhe von etwa 130cm aufgehängt. Um Temperaturschwankungen durch direkte Sonneneinstrahlung zu verhindern wurde der Sensor in einem Plastikrohr an der Nordseite des Baums platziert. Die Temperatur wurde einmal pro Stunde gemessen. Für die Auswertung wurden die Temperaturen aggregiert und ein Wert ausgewählt: hohe Sommertemperaturen (95%-Quantil der Monate Juni, Juli und August). Warme Sommertemperaturen können positive Auswirkungen auf die Arten haben, können jedoch auch Stressfaktoren sein.

**Sonneneinstrahlung (LiDAR):** Mit Hilfe der LiDAR-Daten wurden für jeden Plot und jeden Fallenstandort hemisphärische Bilder kalkuliert (siehe Abbildung 8.1). Mit dem Programm

Hemisfer (Schleppi et al. 2007, Thimonier et al. 2010) konnte anschliessend die Lichtverfügbarkeit über das gesamte Jahr (Sonneneinstrahlung in Minuten) berechnet werden.



**Abbildung 8.1:** Hemisphärische Bilder, die aus den LiDAR-Daten berechnet wurden. Schwarz = Vegetation, Farbe = Hang.

### Waldstrukturen

Auf den selektierten Plots dieser Studie wurde bei der Stichprobeninventur die Aufnahmemethode der Naturwaldreservate verwendet (inklusive einiger Sihlwald-spezifischer Aufnahmen). Auf jeder Stichprobe werden in konzentrischen Kreisen unter anderem lebende Bäume und stehendes Totholz vermessen: über 7 cm Brusthöhendurchmesser (=BHD) auf 300 m<sup>2</sup> bzw. über 36 cm BHD auf 500 m<sup>2</sup>.

**Basalfläche und Anteil Nadelholz (Inventur):** Über die in der Stichprobeninventur gemessenen Brusthöhendurchmesser wurde die Basalfläche in m<sup>2</sup> pro ha berechnet. Zusätzlich wurde der Anteil des Nadelholzes an der Basalfläche berechnet.

**Anzahl Bäume (Inventur):** Die Anzahl Bäume wurde von den Plots auf Bäume pro ha hochgerechnet.

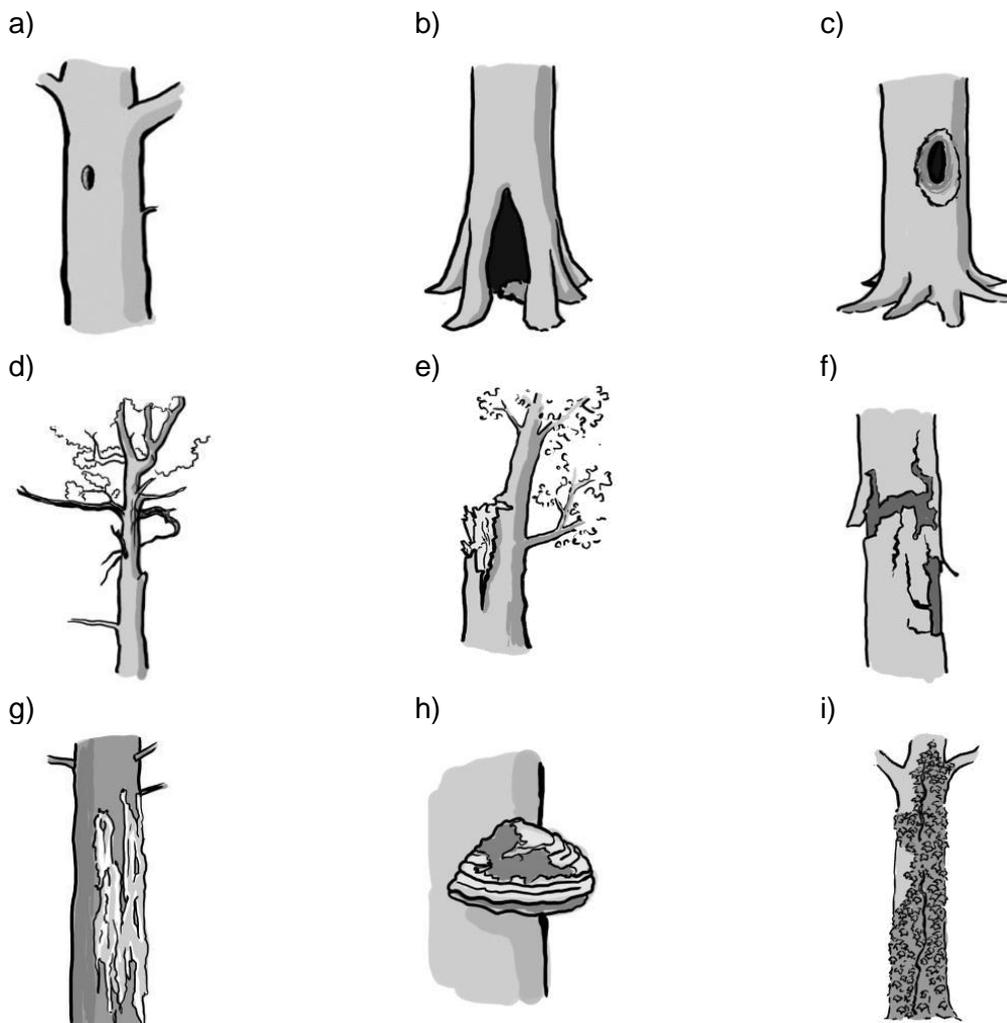
**Baum-Diversität (Inventur):** Um einen Wert für die Vielfalt der Baumarten auf jedem Plot zu erhalten, wurde der Shannon-Index als Mass für die Baum-Diversität berechnet.

**Baumhöhe (LiDAR):** Mit Hilfe der LiDAR-Daten wurde für jeden Plot die durchschnittliche maximale Baumhöhe in einem 1000 m<sup>2</sup>-Kreis berechnet. Als maximale Baumhöhe wurde das 99%-Quantil definiert und nicht die maximal gemessene Höhe, da so Ausreisser ausgeschlossen werden können. Das bedeutet, dass sich 99 % aller mit LiDAR gemessenen Punkte unterhalb dieser Höhe befinden.

**Vertikale Struktur (LiDAR):** Wie die Vegetation vertikal verteilt ist, also die Schichtigkeit eines Bestandes, kann mit der sogenannten «vertical distribution ratio» dargestellt werden. Diese wird berechnet aus (max. Baumhöhe – Median) / max. Baumhöhe und nimmt Werte

zwischen 0 (eine Schicht) und 1 (mehrere Schichten) an (Goetz et al., 2007; Müller et al., 2018).

**Baum-Mikrohabitate (Inventur):** Im Zuge der Stichproben-Inventur wurden verschiedene Mikrohabitate an stehenden Bäumen aufgenommen (Abbildung 8.2). Für die Analysen wurden nur solche an lebenden Bäumen berücksichtigt. Da die aufgenommenen Mikrohabitate nur vereinzelt vorkommen, wurde eine faktorielle Variable erstellt, die aussagt ob es auf einem Plot prinzipiell Mikrohabitate gibt (nein = 0, ja = 1).



**Abbildung 8.2:** Verschiedene Baum-Mikrohabitate, welche in der Stichprobeninventur aufgenommen wurden. a: Spechthöhle, b: Mulmhöhle mit Bodenkontakt, c: Mulmhöhle ohne Bodenkontakt, d: Kronentotholz, e: Starkastbruch, f: Rindentasche, g: Harzfluss, h: Mehrjähriger Porling, i: Efeubaum (Quelle: Katalog der Baummikrohabitate 2016, EFI (Kraus et al. 2016)).

### Totholz

**Totholz-Volumen (Inventur):** Auf jedem Stichprobenpunkt wurde auf 314 m<sup>2</sup> und über die Transektmethode liegendes Totholz erfasst. Entlang von drei Transekten von jeweils 15 m Länge wurde der Durchmesser von schneidendem Totholz gemessen. Anschliessend wurde nach der Methode von Böhl und Brändli (2007) das Totholz-Volumen in Kubikmeter pro ha berechnet. Da das gemessene Totholz-Volumen und die Totholzmenge auf kleinen Radien von der Totholzkarte sehr stark korrelieren, wurde das Totholzvolumen nicht bei den Modellen berücksichtigt.

**Totholz-Diversität (Inventur):** Neben dem Totholzvolumen, wurde über die Informationen aus den Transekten ein Schätzer für die Totholz-Diversität kalkuliert. Dazu wurde jedes Totholzstück einer Klasse zugeteilt die über mehrere Faktoren bestimmt wurde: Holzart (Laub- oder Nadelholz), Durchmesserklasse (< 20, 20 - 40, > 40) und den Zersetzungsgrad (1-2, 3-5). Über diese Klasseneinteilung wurde die Totholz-Diversität anschliessend über den Shannon-Index berechnet.

**Dürrständer (Inventur):** Bei der Stichprobeninventur wurden auch Dürrständer (= stehende tote Bäume) aufgenommen. Diese sind ein wichtiges Habitat für xylobionte Käfer, da sich die Totholzeigenschaften stark von jenen von liegendem Totholz unterscheiden. Auf acht der 69 hier untersuchten Stichprobenpunkten gab es Dürrständer, da dies jedoch zu wenige für eine statistische Auswertung sind, wurden sie nicht weiter in den Modellen berücksichtigt.

**Totholzmenge und -Distanz (LiDAR):** Basierend auf der erstellten Totholzkarte (siehe Abbildung 3.1 im Kapitel «Plotauswahl») wurden in verschiedenen Radien um das Plotzentrum bzw. die Falle (bei den Käfern) die Totholzmenge und -Distanz berechnet: 9.8 m (= 300 m<sup>2</sup>), 17.8 m (= 1000 m<sup>2</sup>), 10-200 m in 10 m-Schritten. Als Menge wurde die Summe der Länge des gesamten Totholzes innerhalb des Radius verwendet. Bei Totholzstücken, die über den Radius hinausragten, wurden nur der Teil im Kreis mit einbezogen. Als Mass für die Vernetzung wurde der Median der Distanzen der einzelnen Totholzstücke zu Plotzentrum/Falle berechnet (Totholz-Distanz). Das bedeutet, dass sich die Hälfte des Totholzes, das in dem jeweiligen Gesamtradius gefunden wurde, innerhalb/ausserhalb dieser Distanz befindet.

## 8.3. Auswertungen

---

### Variablen-Auswahl

Bei allen Auswertungen wurde mit demselben Set von 15 Variablen (volles Modell) gestartet:

- |                  |  |
|------------------|--|
| Umweltvariablen: | <ul style="list-style-type: none"><li>• Seehöhe</li><li>• Temperatur (Sommer)</li><li>• Jährliche Sonneneinstrahlung (Minuten)</li></ul> |
| Waldstrukturen:  | <ul style="list-style-type: none"><li>• Baumhöhe</li><li>• Vertikale Struktur</li></ul>  |



- Basalfläche pro ha
- Anzahl Bäume pro ha
- Anzahl Bäume >70 cm BHD
- Maximaler BHD
- Baumarten-Diversität (Shannon-Index)
- Anteil Nadelbäume an Basalfläche
- Baum-Mikrohabitate (ja / nein)

- Totholz:
- Totholz-Diversität (Shannon-Index)
  - Totholzmenge
  - Totholz-Distanz

### Artenreichtum

Um die Bedeutung der einzelnen Variablen auf den Artenreichtum zu untersuchen, wurde ein sogenanntes «Model averaging» durchgeführt (*dredge*, R package MuMIn, Barton 2018). Dabei wird aus den Variablen jede mögliche Modell-Kombination gebildet und dessen Qualität im Vergleich zu den anderen Modellen bewertet (AIC = Akaike information criterion). Anschliessend wurden alle Modelle ausgewählt, deren Differenz zum AIC des besten Modells kleiner als 2 war ( $\Delta < 2$ ). Diese Liste repräsentiert die besten Modelle und die Variablen, die in diesen Modellen vorkommen, haben einen wichtigen Einfluss auf den Artenreichtum. Für jede dieser Variablen kann dann ein «Wichtigkeits»-Wert (wie oft kam die Variable in den Modellen vor, Wert zwischen 0 und 1), der Durchschnitt des Koeffizienten (Einfluss der Variablen) und der Durchschnitt des p-Wertes (Signifikanz) berechnet werden. Als Signifikanz wurde der durchschnittliche p-Wert genommen, den man erhält, wenn nur Modelle betrachtet werden, in denen die Variable auch tatsächlich inkludiert war.

### Artenzusammensetzung

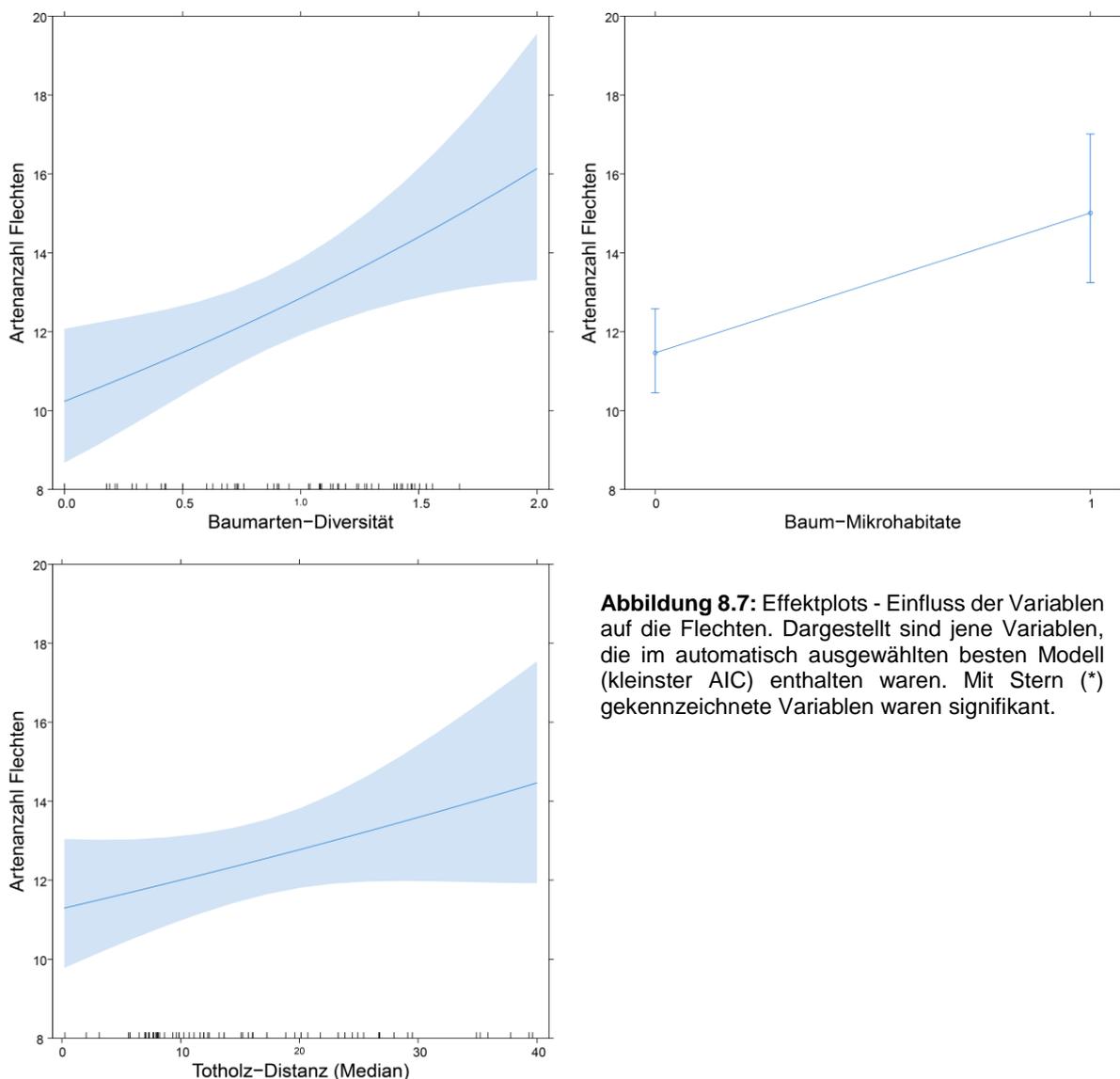
Um zu testen wie sich die Artengemeinschaften zwischen den Plots unterscheiden, wurde eine Jaccard-Distanzmatrix von paarweisen Vergleichen berechnet (*beta.pair*, R package betapart, Baselga 2017). Unterschiede in der Artenzusammensetzung können durch zwei verschiedene Prozesse verursacht werden: «Turnover» oder «Nestedness». Turnover bedeutet, dass sich Artengemeinschaften unterscheiden, da tatsächlich andere Arten vorkommen. Nestedness bedeutet, dass Unterschiede dadurch entstehen, dass an artenreichen Standorten im Vergleich zu artenarmen Standorten zusätzliche Arten vorkommen. An artenarmen Standorten findet sich daher einfach ein Ausschnitt der Artengemeinschaft. Wieviel des Unterschieds in der Artengemeinschaft durch Turnover bzw. Nestedness erklärt werden kann, wurde auch mit *beta.pair* berechnet.

Um den Einfluss der Waldstrukturen auf die Artenzusammensetzung zu untersuchen wurde eine Redundanzanalyse (RDA) durchgeführt (*rda*, R package vegan, Oksanen 2018). Als Start-Variablen wurden dazu die gleichen 15 Variablen ausgewählt wie bei den Modellen zur Erklärung des Artenreichtums (volles Modell). Danach wurde eine automatische Modellauswahl durchgeführt, um für jede Artengruppe ein kleines Modell zu finden, das nur die signifikanten Variablen enthält (*ordiR2step*, R package vegan, Oksanen 2018). Über eine

partielle RDA wurde anschliessend berechnet, wieviel Varianz durch das volle Modell bzw. nur die signifikanten Variablen erklärt werden kann.

## 8.4. Resultate - Artenreichtum

Der Artenreichtum der vier Artengruppen (xylobionte Käfer, saprophytische Pilze, Moose und Flechten) im Sihlwald wurde von verschiedenen Waldstrukturen und Umweltvariablen beeinflusst (siehe Tabelle 8.1 und Abbildung 8.3 -



**Abbildung 8.7:** Effektplots - Einfluss der Variablen auf die Flechten. Dargestellt sind jene Variablen, die im automatisch ausgewählten besten Modell (kleinster AIC) enthalten waren. Mit Stern (\*) gekennzeichnete Variablen waren signifikant.

). In einem ersten Schritt wurde getestet welche Variablen auf einer lokalen Skala, also direkt auf dem Plot, einen Einfluss auf den Artenreichtum haben. Daher wurden hier die Totholzmenge und Totholz-Distanz des 1000 m<sup>2</sup> -Kreises verwendet.

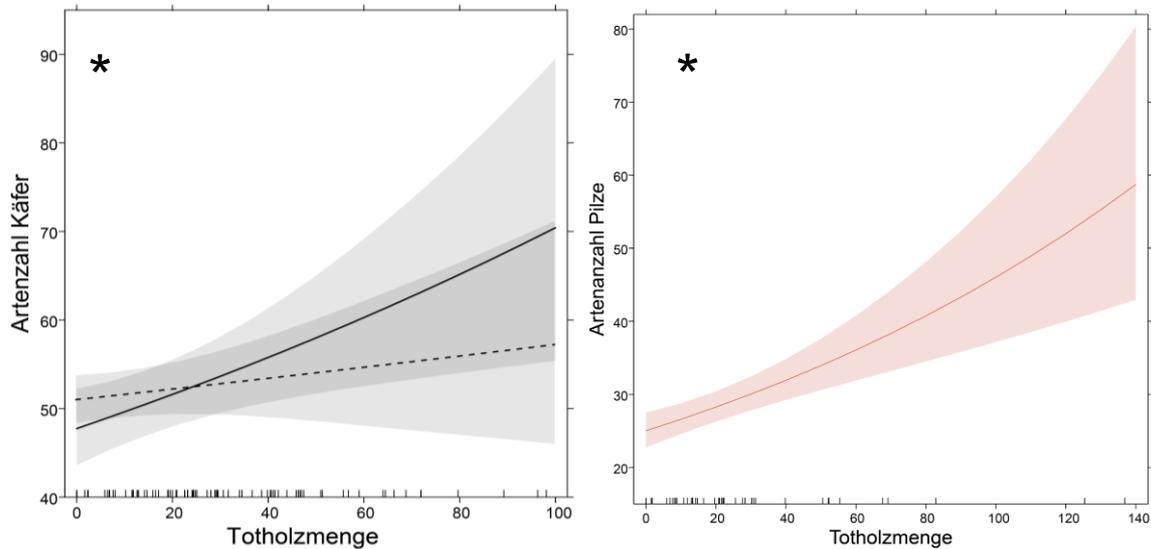
**Tabelle 8.1:** Einfluss von Waldstrukturen und Umweltvariablen auf den Artenreichtum. Die Wichtigkeit zeigt an wie häufig eine Variable in den besten Modellen (delta AIC < 2) vorkam. Die in der Spalte «1.» mit + oder - gekennzeichneten Variablen kamen im Modell mit dem kleinen AIC vor («bestes Modell») und hatten einen positiven (+) oder negativen (-) Effekt. Bunt hinterlegte Variablen waren in diesem Modell signifikant.

	Käfer		Pilze		Moose		Flechten	
	Wichtig-keit	1.	Wichtig-keit	1.	Wichtig-keit	1.	Wichtig-keit	1.
Seehöhe	0.15		0.06		0.08		0.21	
Temperatur (Sommer)	0.16		0.29		1	-		
Sonneneinstrahlung (Minuten)	0.63	+	0.19					
Baumhöhe			0.95	+			0.20	
Vertikale Struktur			0.33					
Basalfläche pro ha	1	-	0.27		0.89	-		
Anzahl Bäume pro ha	0.03		0.61	+				
Anzahl Bäume >70 cm BHD	1	+	0.36	-	0.21			
Maximaler BHD	0.73	-	0.09		0.47	-		
Baumarten-Diversität	1	+	0.65		1	+	1	+
Anteil Nadelbäume an Basalfläche			0.60	+	0.08			
Totholz-Diversität	0.23							
Totholzmenge (1000 m <sup>2</sup> )	0.93	+	0.96	+	0.26		0.15	
Totholz-Distanz (Median, 1000 m <sup>2</sup> )	0.89	+					0.6	+
Totholzmenge * Totholz-Distanz		-						
Baum-Mikrohabitate (ja / nein)	0.62	+	0.07				1	+



Die beiden Artengruppen die rein aus totholzabhängigen Arten bestehen (xylobionte Käfer und saprophytische Pilze), zeigten tatsächlich einen starken Zusammenhang mit dem Totholz auf dem Plot. Bei beiden Artengruppen wurde die Totholzmenge in der Mehrheit der Modelle inkludiert (siehe «Wichtigkeit» in Tabelle 8.1) und sie hatte einen signifikanten positiven Effekt: je mehr Totholz es gab, desto mehr Arten wurden gefunden (Abbildung 8.3). Bei den Pilzen hängt dies sicher auch damit zusammen, dass durch die grössere Menge an Totholz einfach mehr Fläche untersucht wurde, wodurch mehr Arten gefunden werden (=Arten-Areal-Beziehung (MacArthur & Wilson 1967, Rybicki & Hanski 2013)). Dies ist bei den Käfern anders: in den Flugfallen landen fliegende Käfer und es wird nicht eine bestimmte Totholzmenge beprobt. Das bedeutet, dass an Standorten mit grösseren Totholzmengen mehr Käfer aktiv sind, wodurch mehr Käferarten gefunden werden. Bei den Moosen und Flechten wurde die Totholzmenge zwar auch in ein paar der besten Modelle inkludiert und hatte einen positiven Einfluss, dieser war jedoch schwach und nicht statistisch signifikant.

Als weitere Variable wurde die Distanz des Totholzes zur Falle (bzw. zum Plotzentrum) getestet. Im 1000 m<sup>2</sup> Kreis (Radius=17.8 m) hatte die Totholz-Distanz zur Falle einen positiven Effekt auf die Artenzahl der Käfer. Dies ist nicht intuitiv und lässt sich auf eine Interaktion zwischen Totholzmenge und -Distanz zurückführen (Abbildung 8.3 links), was bedeutet, dass die Totholzmenge einen anderen Einfluss auf die Artenzahl hat abhängig von der Entfernung in der sich das Totholz befindet. Wenn es sich in unmittelbarer Nähe zur Falle befindet (Abbildung 8.3 links, schwarze durchgezogene Linie), steigt die Artenzahl mit zunehmender Menge stärker an als wenn es weiter weg ist (gestrichelte Linie). Diese Interaktion ist zwar nicht signifikant (siehe Tabelle 8.1), was durch die stark überlappenden Vertrauensintervalle bestätigt wird, trotzdem erlaubt dies eine differenzierte Interpretation der Ergebnisse. Daher lässt sich aus dem positiven Effekt der Distanz nicht schliessen, dass es mehr Arten gibt, wenn das Totholz weiter weg ist. Auf dieser kleinen räumlichen Skala lässt sich des Weiteren noch nicht von Vernetzung sprechen, da bei den xylobionten Käfern ein Grossteil der Käfer flugfähig ist und eine Distanz von 17.8 m noch keine Hürde für die meisten Arten darstellt (Komonen & Müller 2018). Die Flechten waren neben den Käfern die einzige Artengruppe, bei der die Distanz auch ins beste Modell aufgenommen wurde, der Effekt war jedoch sehr klein und nicht signifikant.



**Abbildung 8.3:** Effektplots - Einfluss der Totholzmenge auf xylobionte Käfer (links) und totholzbewohnende Pilze (rechts). Bei den Käfern: die schwarze Linie zeigt den Effekt der Totholzmenge bei einer Totholz-Distanz von 2 m (Median), die gestrichelte Linie bei einer Totholz-Distanz von 15 m (Median).

Eine Variable, die bei allen Artengruppen zu höheren Artenzahlen führte war eine hohe Baumarten-Diversität auf dem Stichprobenpunkt. Die Hauptbaumart im Sihlwald ist die Buche und der Grossteil der Fläche ist von eher homogenen Buchenbeständen bedeckt. Andere Baumarten erhöhen daher die Heterogenität der verfügbaren Habitate. Durch unterschiedliche Rinden- und/oder Holzeigenschaften können diese von anderen Arten genutzt oder besiedelt werden (Stokland et al., 2012), was zu heterogeneren Artgemeinschaften und dadurch zu mehr Arten führt.

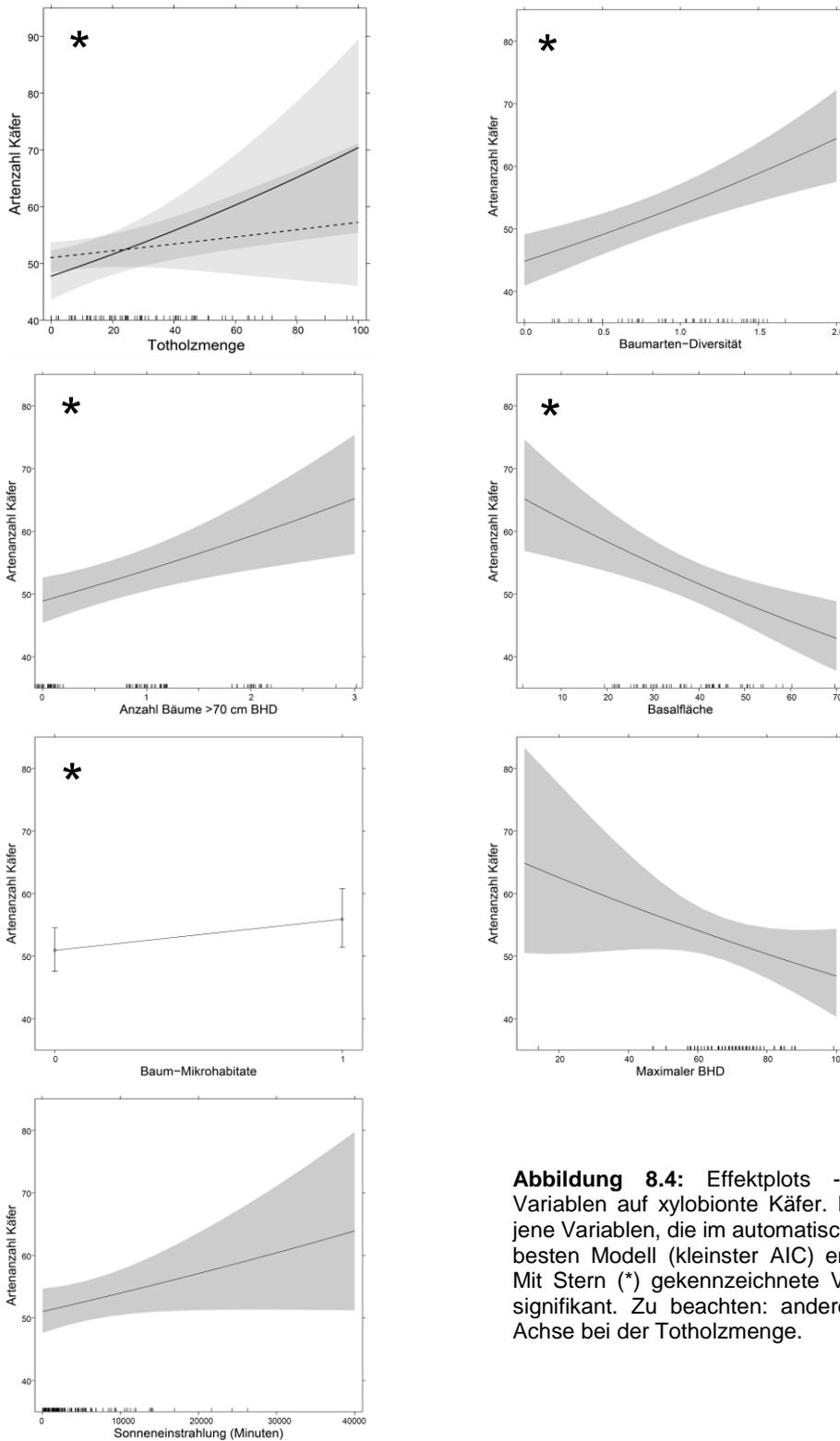
Um alte Bestände zu beschreiben wurden unter anderem die Baumhöhe und die Anzahl von Bäumen mit einem Brusthöhendurchmesser von über 70 cm ausgewählt. Während saprophytische Pilze positiv von der Baumhöhe beeinflusst wurden (Pilze finden gute Bedingungen in Wäldern der Optimalphase (Hilmers et al., 2018)), stieg die Anzahl der xylobionten Käfer mit zunehmender Anzahl von dicken Bäumen. Ein weiteres Indiz für alte Waldbestände sind Baum-Mikrohabitate. Konsolenpilze über 5 cm zählen selbst auch als Baum-Mikrohabitat, da auf den hier ausgewählten Plots jedoch kein Pilz an einem lebenden Baum gefunden wurde, konnte der Einfluss der übrigen Mikrohabitate auf die Pilze untersucht werden. Bei Käfern, Pilzen und Flechten führte das Vorhandensein von Baum-Mikrohabitaten zu mehr Arten, bei Käfern und Flechten wurde die Variable sogar ins beste Modell mit aufgenommen. Während Flechten nicht unbedingt die Mikrohabitate selbst nutzen, sondern der Einfluss vermutlich daher kommt, dass diese mit einer höheren Wahrscheinlichkeit an alten Bäumen auftreten (Larrieu et al. 2014), stellen Mikrohabitate für Käfer und Pilze einen Lebensraum dar. Pilze können Risse und andere Verletzungen im Holz nutzen um auch lebende Bäume zu besiedeln und sind aktiv an der Bildung weiterer Baum-Mikrohabitate beteiligt. Bei den Käfern gibt es einige Arten, die auf solche Mikrohabitate angewiesen sind. Vor allem Mulmhöhlen sind ein sehr besonderes Habitat und werden unter anderem von sehr



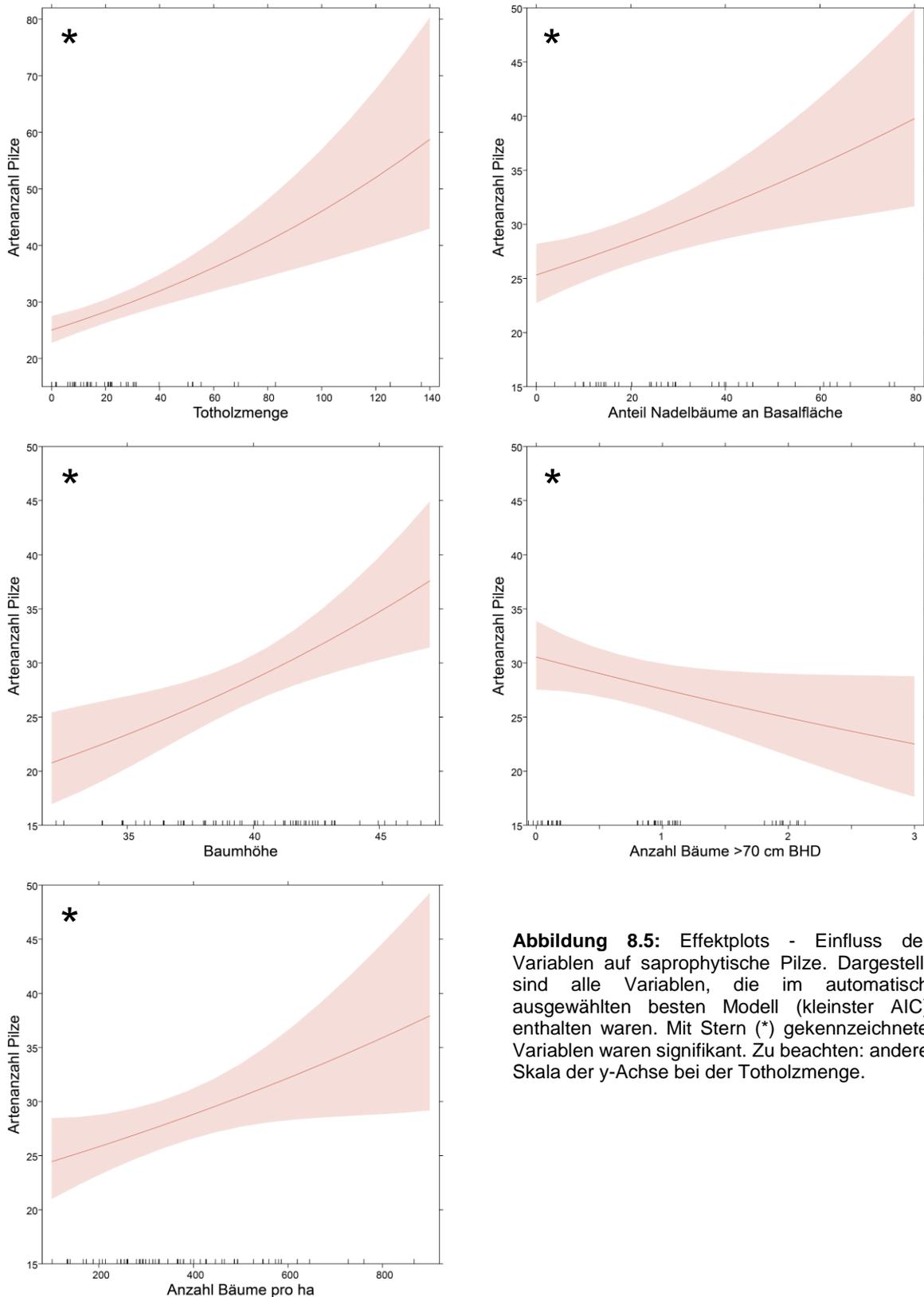
spezialisierten Arten besiedelt. Im Sihlwald gibt es derzeit noch verhältnismässig wenige Mulmhöhlen (siehe Artenkapitel «Xylobionte Käfer»), doch werden sich diese mit der Zeit entwickeln.

Bei Käfern und Moosen konnte ein negativer Einfluss der Basalfläche pro ha festgestellt werden. Die Basalfläche im Sihlwald ist mit durchschnittlich 37.3 m<sup>2</sup> pro ha etwa gleich hoch wie im Buchenurwald Uholka (36.6 m<sup>2</sup>), es lässt sich also nicht pauschal sagen, dass eine hohe Basalfläche gleichzusetzen ist mit dem Bestandesalter oder der Naturnähe eines Waldes. Für die Käfer spielt es sicher eine Rolle, dass auf Lichtungen mit sehr viel Totholz, keine oder nur einzelne starke lebende Bäume stehen (niedrige Basalfläche) und dadurch ein negativer Zusammenhang zwischen Artenzahl und Basalfläche entsteht. Der Sihlwald befindet sich derzeit in der Optimalphase der Waldentwicklung und an den besonders wüchsigen Standorten führt eine hohe Basalfläche zu einem verhältnismässig dunklen Wald, was weder für Käfer noch für Moose ein bevorzugtes Habitat darstellt (Hilmers et al., 2018; Zehetgruber et al., 2017). Ein direkter Einfluss der Lichtverfügbarkeit konnte zwar bei den Moosen nicht gezeigt werden, dies könnte jedoch dadurch erklärt werden, dass ein Grossteil der Plots in recht homogenen Beständen lag mit ähnlichen Lichtverhältnissen. Bei den Käfern hatte die Lichtverfügbarkeit einen positiven Einfluss, der jedoch nicht signifikant war.

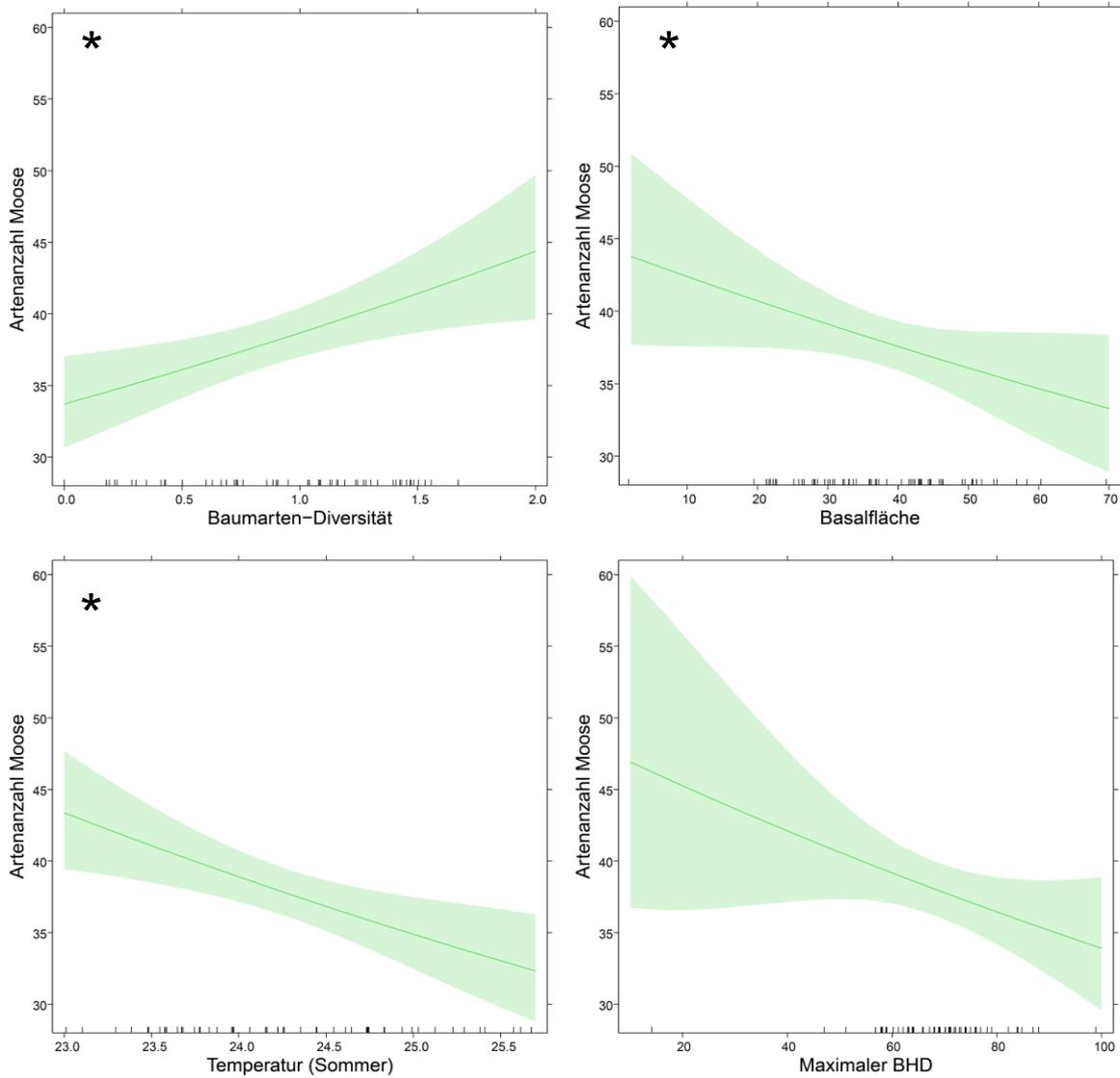
Moose waren die einzige Artengruppe, die signifikant von der Temperatur beeinflusst wurden: auf wärmeren Plots wurden weniger Arten gefunden. Auch Pilze wurden negativ von höheren Temperaturen im Sommer beeinflusst, es war jedoch nicht ein so starker Stressor wie für die Moose, bei denen Temperatur von allen Variablen sogar den stärksten Effekt hatte.



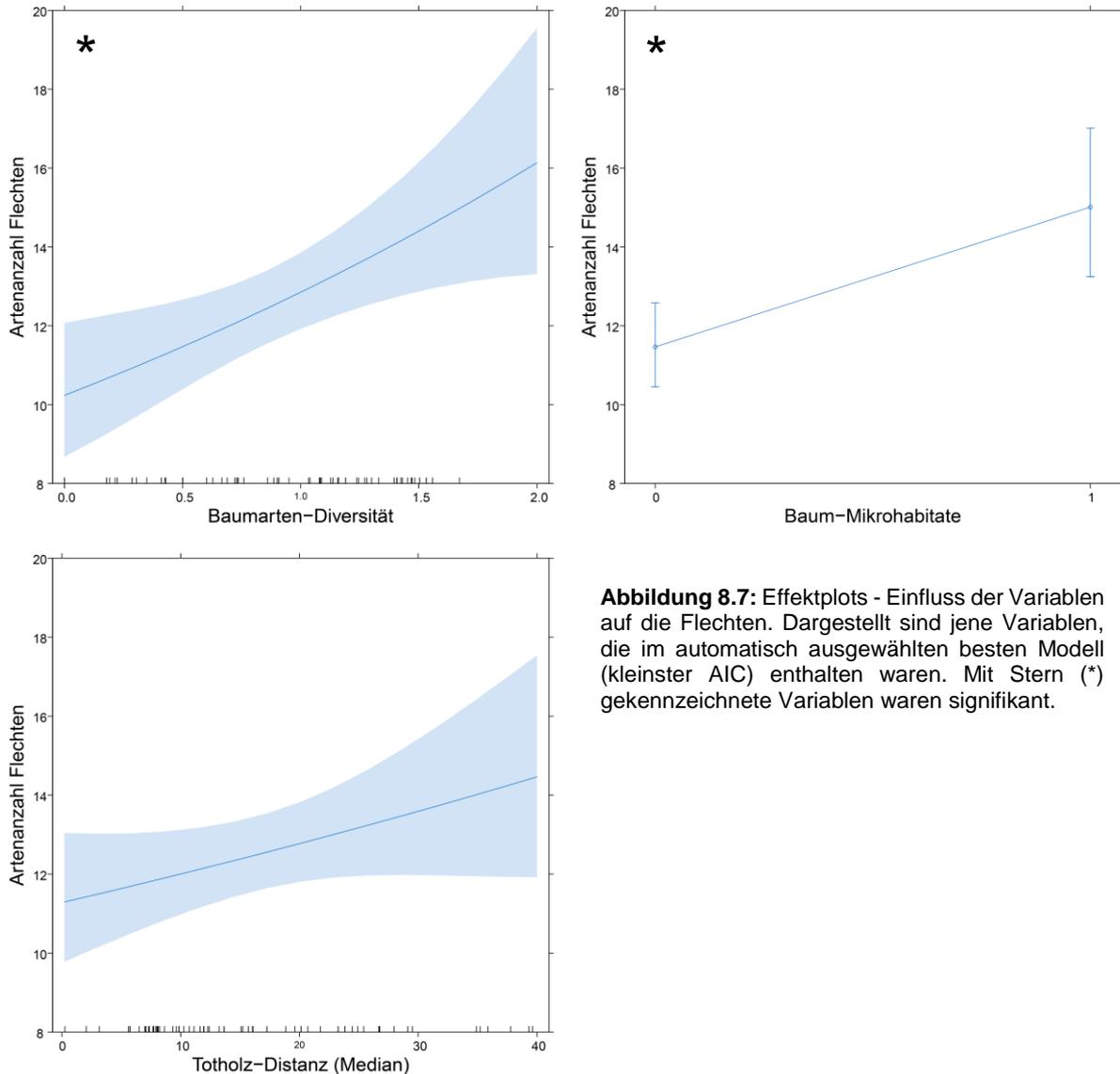
**Abbildung 8.4:** Effektplots - Einfluss der Variablen auf xylobionte Käfer. Dargestellt sind jene Variablen, die im automatisch ausgewählten besten Modell (kleinster AIC) enthalten waren. Mit Stern (\*) gekennzeichnete Variablen waren signifikant. Zu beachten: andere Skala der y-Achse bei der Totholzmenge.



**Abbildung 8.5:** Effektplots - Einfluss der Variablen auf saprophytische Pilze. Dargestellt sind alle Variablen, die im automatisch ausgewählten besten Modell (kleinster AIC) enthalten waren. Mit Stern (\*) gekennzeichnete Variablen waren signifikant. Zu beachten: andere Skala der y-Achse bei der Totholzmenge.



**Abbildung 8.6:** Effektplots - Einfluss der Variablen auf die Moose. Dargestellt sind jene Variablen, die im automatisch ausgewählten besten Modell (kleinster AIC) enthalten waren. Mit Stern (\*) gekennzeichnete Variablen waren signifikant.



**Abbildung 8.7:** Effektplots - Einfluss der Variablen auf die Flechten. Dargestellt sind jene Variablen, die im automatisch ausgewählten besten Modell (kleinster AIC) enthalten waren. Mit Stern (\*) gekennzeichnete Variablen waren signifikant.

### Skala des Totholz-Effekts

Während die anderen Waldstrukturen durch die Stichproben-Inventur nur direkt auf dem Plot aufgenommen wurden, können die Totholzvariablen Totholzmenge und -Distanz dank der flächendeckenden Totholz-Karte auch für grössere Radien rund um das Plotzentrum bzw. die Falle berechnet werden. Dadurch kann der Einfluss des Totholzes in der Landschaft auf die Artenzahl auf dem Plot untersucht werden.

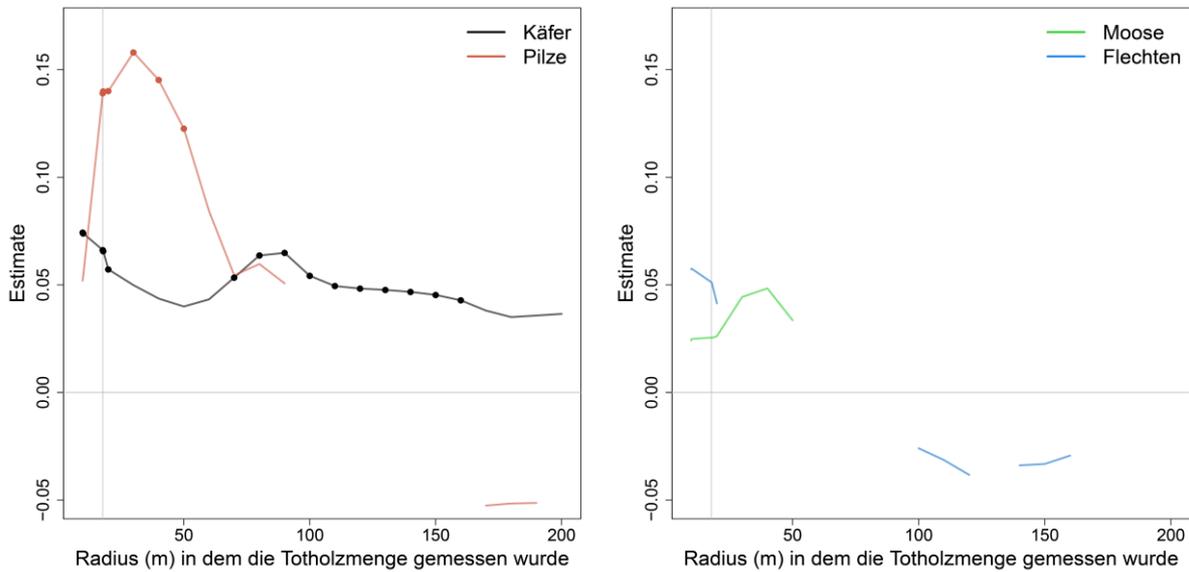
Mit Hilfe des «Model averaging» wurden für jeden Radius (9.8 m, 17.8 m, 10 - 200 m) automatisch die besten Modelle ausgewählt und der durchschnittliche Effekt von Totholzmenge und -Distanz in diesen Modellen berechnet (siehe Abbildung 8.8/Abbildung 8.9).

### **Totholzmenge**

Die Totholzmenge war vor allem für die xylobionten Käfer und saprophytischen Pilze auch auf der landschaftlichen Ebene von Bedeutung (Abbildung x, links). Bei den Käfern wurde die Totholzmenge auf allen Skalen (Radien 9.8 – 200 m) in den besten Modellen inkludiert und hatte immer einen positiven Effekt, welcher für die meisten Radien zusätzlich signifikant war. Der signifikante Einfluss auf der lokalen Ebene zeigt, dass dort wo es mehr Totholz gibt, findet man auch in der unmittelbaren Umgebung mehr xylobionte Käfer. Als benötigtes Substrat wird Totholz aktiv von Käfern angefliegen, wodurch in dessen Nähe mehr Arten gefunden werden. Eine Totholz-Anreicherung hat also einen direkten lokalen Einfluss. Interessant ist jedoch auch, dass es einen positiven Zusammenhang zwischen Totholzmenge in der Landschaft (Radius 70 m – 200 m) und der Artenzahl gibt. Wenn also in einem Wald die Totholzmenge erhöht wird hat dies positive Aspekte für xylobionte Käfer, weit über den Ort hinaus, wo an dem sich das Totholz befindet. Für die Auswahl der Plots, hatten wir einen Radius von 40 m herangezogen, da hier Seibold et. al (2017) die grösste Korrelation zwischen Artenreichtum und Totholzmenge festgestellt hatten. Diesen Radius konnten wir nicht bestätigen, sondern der Effekt blieb immer in etwa gleich stark, mit einer langsam einsetzenden Abnahme nach 90 m.

Bei den saprophytischen Pilzen hatte die Totholzmenge bis zu einem Radius von 50 m sogar einen noch grösseren Effekt als bei den xylobionten Käfern. Es zeigt sich, dass der Artenreichtum der Pilze, die auf dem Totholz auf dem Plot wachsen, positiv von der Totholzmenge ausserhalb des Plots beeinflusst wird. Durch ihre Sporen gelten Pilze als nicht ausbreitungslimitiert (Komonen & Müller 2018), trotzdem ist es so, dass die meisten Sporen nahe des sporulierenden Pilzes, also der Quelle, landen (Edman et. al 2004). Bei Radien grösser als 50 m bricht der Effekt allerdings weg und ab 90 m wird die Totholzmenge nicht einmal mehr bei den besten Modellen verwendet.

Bei den Moosen und Flechten, bei denen nur ein kleiner Teil der Arten tatsächlich totholzabhängig ist, wurde die Artenzahl nicht von der Totholzmenge beeinflusst. Auf einer lokaleren Ebene kam sie bei den Moosen zumindest noch öfter in den Modellen vor, jedoch ohne einen signifikanten Einfluss zu haben. Bei den Flechten wurde die Totholzmenge auf verschiedenen Radien in den Modellen inkludiert, jedoch ohne ein konsistentes und daher interpretierbares Muster und ohne signifikant zu sein.



**Abbildung 8.8:** Schätzer der Totholzmenge aus dem Model averaging auf der jeweiligen Skala. Käfer und Pilze (links). Moose und Flechten (rechts).  $> 0$  positiver Effekt,  $< 0$  negativer Effekt. Wenn die Variable in den besten Modellen eines Radius vorhanden war, wird dies als Linie angezeigt. An den Stellen, an denen es keine Linie gibt, wurde die Variable nicht für die besten Modelle berücksichtigt und hatte daher keine grosse Wichtigkeit. Ob eine Variable einen signifikanten Effekt hatte, wird durch einen Punkt dargestellt.

### Totholz-Vernetzung

Neben der Totholzmenge, wurde der Einfluss der Distanz des Totholzes zum Plotzentrum bzw. zur Falle auf verschiedenen Skalen untersucht (

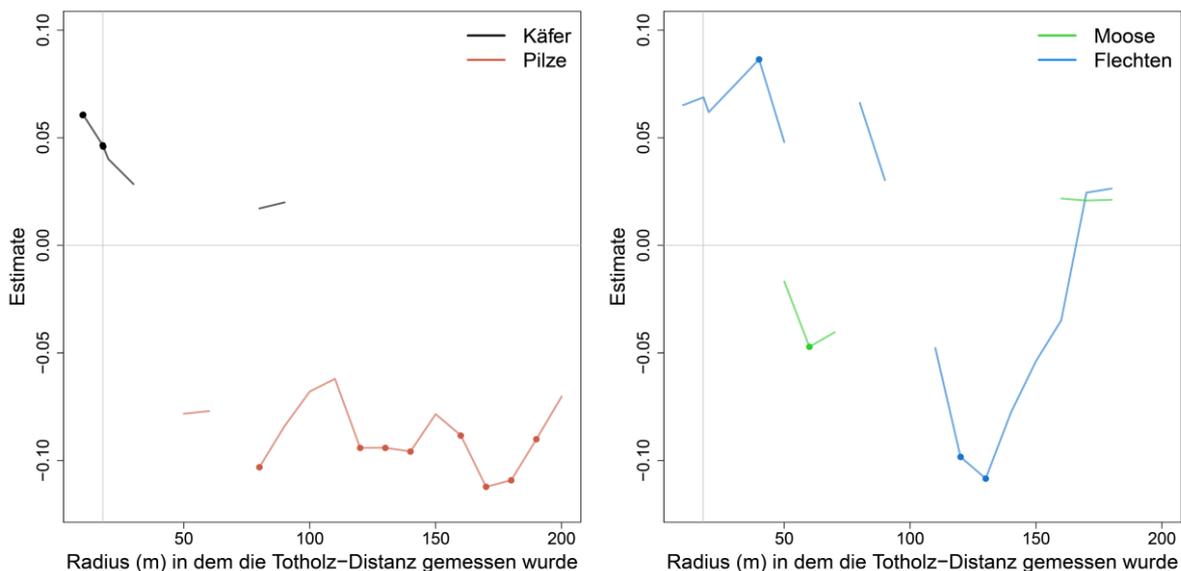
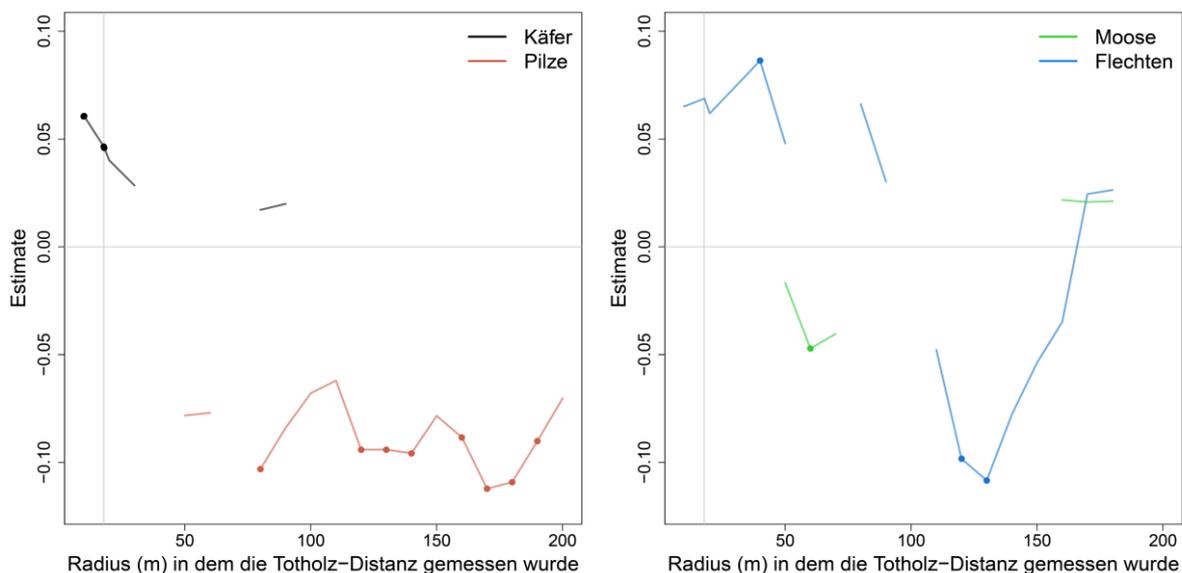


Abbildung 8.9). Beim Vergleich von Käfern und Pilzen, zeigen sich deutliche Unterschiede wie und in welchem Radius die Totholzmenge und -Distanz einen Einfluss haben. Bei den Käfern, bei denen die Totholzmenge durchgehend von Bedeutung war, sieht man als erstes den positiven Effekt der Distanz auf der Plotebene. Dies wurde schon im vorhergehenden

Abschnitt diskutiert, ist vor allem auf die Interaktion zwischen Menge und Distanz zurückzuführen und daher nicht als tatsächlich positiver Einfluss anzusehen. Auch sonst zeigt sich nicht wirklich ein Effekt. Interessanter ist, dass bei den saprophytischen Pilzen die Distanz des Totholzes ab einem Radius von 80 m einen negativen Einfluss auf die Artenzahlen auf dem Plot hat und dieses Muster konsistent erhalten bleibt. Auf lokaler Ebene spielt also die Totholzmenge eine Rolle, auf einer grösseren Skala wird sie später durch die Totholz-Distanz «abgelöst». Auf landschaftlicher Ebene ist es also wichtiger, dass sich das Totholz näher zum untersuchten Plot befindet und nicht wie viel Totholz vorhanden ist. Dies widerspricht der Annahme, dass Pilze nicht ausbreitungslimitiert sind (Komonen & Müller 2018) und dass vorrangig die Habitat-Menge die Artenzahlen an einem Plot bestimmt (Fahrig 2013). Auch wenn die hier untersuchten Distanzen theoretisch keine Limitierung für Pilze darstellen sollten, ist es möglich, dass sich durch eine geringere Sporendichte an schlecht vernetzten Plots (grosse Distanz) weniger Arten etablieren. Denn die meisten Sporen sind in der Nähe ihrer Quelle (also anderer Pilze) zu finden (Edman et. al 2004).

Bei den Moosen und Flechten zeigen sich auch bei der Totholz-Distanz eher stochastische Muster, die eine Interpretation des Einflusses der Vernetzung schwer zulassen. Es gibt nur einzelne oder wenige signifikante Werte, die sehr verteilt vorkommen. Ausserdem gibt es extreme Veränderungen, wie z.B. einen sprunghaften Wechsel zwischen einem positiven und einem negativen Einfluss der Distanz bei den Flechten zwischen 160 und 170 m (Abbildung 8.9). Dies sind weitere Hinweise darauf, dass für die Moose und Flechten andere Variablen als das Totholz eine grössere Bedeutung haben.



**Abbildung 8.9:** Schätzer der Totholz-Distanz aus dem Model averaging auf der jeweiligen Skala. Käfer und Pilze (links). Moose und Flechten (rechts). > 0 positiver Effekt, < 0 negativer Effekt. Wenn die Variable in den besten Modellen eines Radius vorhanden war, wird dies als Linie angezeigt. An den Stellen, an denen es keine Linie gibt, wurde die Variable nicht für die besten Modelle berücksichtigt und hatte daher keine grosse Wichtigkeit. Ob eine Variable einen signifikanten Effekt hatte, wird durch einen Punkt dargestellt.



im Rhythmus der Natur

## 8.5. Resultate - Artenzusammensetzung

### Arten-Turnover und Nestedness zwischen den untersuchten Plots

Umweltparameter und Waldstrukturen beeinflussen nicht nur die Artenzahl, sondern auch die Zusammensetzung der Artengemeinschaften. Neben der Artenzahl ist daher auch wichtig aus welchen Arten sich die Artengemeinschaften zusammensetzen und ob sich diese auf den einzelnen Plots unterscheiden. Obwohl der Sihlwald grösstenteils ein sehr homogener Wald ist finden sich bei allen Artengruppen Unterschiede in der Artenzusammensetzung zwischen den Plots. Ausserdem zeigt sich, dass Unterschiede vor allem durch Turnover verursacht werden und nicht durch Nestedness (siehe Tabelle 8.2). Dies bedeutet, dass sich die Arten an den Standorten tatsächlich unterscheiden (Turnover) und dass artenarme Plots nicht einfach nur Ausschnitte der Artengemeinschaft der artenreichen Plots sind (Nestedness).

**Tabelle 8.2:** Unterschiede in der Artenzusammensetzung (Jaccard-Dissimilarity). «Unterschied» = Durchschnitt  $\pm$  Standardabweichung des Unterschieds zwischen zwei Plots. «davon ...% Turnover» = Prozentsatz  $\pm$  Standardabweichung des Unterschieds, der durch Turnover verursacht wird.

	Käfer	Pilze	Moose	Flechten
Unterschied	61.7 $\pm$ 5.4 %	90.4 $\pm$ 5.6 %	59.4 $\pm$ 7.5 %	75.8 $\pm$ 9.0 %
davon ...% Turnover	87.4 $\pm$ 10.6 %	96.0 $\pm$ 4.5 %	85.9 $\pm$ 12.5 %	88.1 $\pm$ 12.7%

Am grössten sind die Unähnlichkeiten bei den saprophytischen Pilzen, dort unterscheiden sich zwei Standorte durchschnittlich 90% von einander, wobei 96% davon durch Arten-Turnover verursacht wird. Die Pilze sind die artenreichste Gruppe in dieser Studie, bei der auf jedem Plot noch neue Arten gefunden werden, was sich auch in der weiter ansteigenden Artenakkumulationskurve zeigt (siehe Kapitel «Saprophytische Pilze» Abbildung 5.4). Von den vier Artengruppen sind sich die Artengemeinschaften bei den Käfern und Moosen am ähnlichsten und unterscheiden sich jeweils durchschnittlich etwa 60% voneinander. Der Anteil der durch Turnover verursacht wird, ist ebenfalls in beiden Gruppen niedriger als bei den Pilzen. Dass die Turnover-Rate bei Pilzen höher liegt als bei Moosen wurde auch schon beim Vergleich von einzelnen toten Laubholz-Stämmen gezeigt (Heilmann-Clausen et al., 2005) und liegt wohl an der engeren Substrat-Bindung der Pilze (M. Jonsson et al., 2006; Stokland et al., 2012). Dies liegt vor allem an den chemischen Unterschieden zwischen Nadel- und Laubholz. Auf zwei Plots, die sich bezüglich ihres Nadel- bzw. Laub-Totholz-Anteils unterscheiden, werden daher verschiedene Pilzarten vorkommen, da nur 5 bis 9 % der Pilzarten als Generalisten für Laub- und Nadelholz gelten (Stokland et al., 2012).

Die verhältnismässig kleineren Unterschiede bei den Käfern lassen sich durch die Fangmethode und durch deren hohe Mobilität erklären und dass es bis etwa 10 km keine Einschränkungen in der Verbreitung gibt (Komonen & Müller, 2018). Dass die gefundenen Artengemeinschaften der Käfer trotzdem nicht an allen Stichproben homogen sind, kommt daher, dass es sich bei Flugfallen um Aktivitätsfallen handelt und so jene Arten mit einer höheren Wahrscheinlichkeit gefangen werden, die sich vermehrt an einem Ort bewegen. Im Gegensatz zu den anderen Artengruppen, die direkt an das Substrat gebunden sind auf dem

sie wachsen, wurden die Käfer nicht direkt auf dem Substrat untersucht, was zu einem grösseren Anteil an gemeinsamen Arten führen kann. Pilze sind zwar durch ihre Sporen sogar weniger verbreitungslimitiert als Käfer, müssen sich jedoch erst an einem Ort etablieren, bevor ihre Fruchtkörper nachgewiesen werden können (Komonen & Müller, 2018).

Die Flechten liegen mit durchschnittlich 76% Unterschied zwischen zwei Stichprobenpunkten in etwa zwischen Pilzen und Moosen bzw. Käfern. Eine Erklärung für den höheren Wert als bei Moosen und Käfern könnte sein, dass insgesamt weniger Flechten-Arten pro Plot gefunden wurden, wodurch sich unterschiedliche Arten im Verhältnis sehr viel stärker auf den Jaccard-Index auswirken. Dass sich die Flechtengemeinschaften stärker unterscheiden, ist vor allem beim Vergleich zwischen Moosen und Flechten auffällig. Bei diesen zwei Gruppen wurden insgesamt ähnlich viele Arten gefunden, obwohl die Artenzahl pro Plot bei den Moosen sehr viel höher lag (siehe Karten der Artenzahlen pro Plot, Abbildung 7.3 und 8.3). Moose finden zudem insgesamt gute Bedingungen im Sihlwald vor (siehe Kapitel «Moose») und sind nicht ganz so substratabhängig wie Pilze oder Flechten, wodurch sie überall zahlreich vorkamen. Substratabhängige Moose, die auf Totholz angewiesen sind, waren selten im Sihlwald, während zahlreiche Generalisten weit verbreitet sind. Dies führt zu einer geringeren Unterscheidung der Artengemeinschaften zwischen den Plots.

### ***Einfluss der Umweltparameter auf die Artengemeinschaften***

Die Zusammensetzung der Artengemeinschaft wurde in den vier Artengruppen durch verschiedene der getesteten Faktoren signifikant beeinflusst (siehe Tabelle 8.3, Abbildung 8.10 - Abbildung 8.13). Insgesamt konnten mit dem vollen Modell (alle 13 Variablen) bei den Pilzen und Flechten etwa 25 %, bei den Käfern 27 % und bei den Moosen knapp über 30 % der Varianz in der Artenzusammensetzung erklärt werden. Wenn nur die signifikanten Variablen betrachtet werden, sinkt der Anteil der erklärten Varianz drastisch und ist abhängig von der Anzahl der Variablen die im Modell verbleiben (Tabelle 8.3). Dies zeigt, dass bei keiner der Artengruppen die Varianz durch ein oder zwei Variablen ausreichend erklärt werden könnte. Auch die ähnliche Länge der Pfeile in den RDA-Ordinationsdiagramm weist darauf hin, dass die Variablen die Artengemeinschaften ähnlich stark beeinflussen (Abbildung 8.10 - Abbildung 8.13).

**Tabelle 8.3:** Einfluss von Waldstrukturen und Umweltvariablen auf die Artenzusammensetzung auf den Stichprobenpunkten. Die mit einem x markierten Variablen wurden bei der automatischen Modellauswahl ins Modell aufgenommen, da sie einen signifikanten Einfluss auf die Artenzusammensetzung hatten.

	Käfer	Pilze	Moose	Flechten
Seehöhe	X	X	X	
Temperatur (Sommer)	X		X	
Jährliche Sonneneinstrahlung (Minuten)	X		X	
Baumhöhe	X	X		
Vertikale Struktur				
Basalfläche pro ha			X	
Anzahl Bäume pro ha				
Anzahl Bäume >70 cm BHD			X	
Maximaler BHD				
Baumarten-Diversität	X		X	
Anteil Nadelbäume an Basalfläche		X	X	X
Totholz-Diversität	X			
Totholzmenge (1000 m <sup>2</sup> )	X	X	X	X
Totholz-Distanz (Median, 1000 m <sup>2</sup> )				
Baum-Mikrohabitate (ja / nein)				X
Erklärte Varianz:				
• volles Modell	26.5%	24.9%	30.8%	25.2%
• kleines Modell (Anzahl sign. Variablen)	12.0% (7)	6.3% (4)	15.4% (8)	4.9% (3)

Die Totholzmenge auf 1000 m<sup>2</sup> spielte bei allen Artengruppen eine Rolle, was zeigt, dass auf totholzreichen Plots andere Arten gefunden werden als auf totholzarmen. Durch eine grössere Menge an Totholz, gibt es eine grössere Heterogenität an Habitaten, wodurch mehr bzw. andere Arten vorkommen können (Seibold et al., 2016). Diesen Zusammenhang zeigt sich auch in diesem Datensatz: Totholzmenge und Totholz-Diversität sind korreliert (0.6, Pearson Korrelationskoeffizient), allerdings nicht so stark, dass man sie nicht gemeinsam in einem Modell verwenden könnte. Trotz dieser Korrelation ist die Totholz-Diversität bei den Käfern ein zusätzlicher signifikanter Faktor. Gerade bei xylobionten Arten gibt es Spezialisten, die auf das Holz bestimmter Baumarten angewiesen sind oder zumindest Laub- oder Nadelholzspezialisten sind, während Generalisten ein breiteres Wirtsspektrum haben (Nordén et al., 2013; Sippola et al., 2004). Dies führt zu Unterschieden in der Artenzusammensetzung (Heilmann-Clausen et al., 2005) und zeigt Heterogenität bei den verfügbaren Habitaten führt zu heterogenen Artengemeinschaften.

Den Einfluss der Totholzmenge sieht man auch auf den RDA-Ordinationsdiagrammen (Abbildung 8.10 - Abbildung 8.13). Die Artengemeinschaften unterscheiden sich deutlich entlang des Totholzgradienten (Farbverlauf von hell = wenig Totholz zu dunkel = viel Totholz). Punkte die näher zusammenliegen sind ähnlicher als Punkte, die weit auseinander liegen. Vor allem Plots mit sehr grossen Totholzmassen unterscheiden sich in ihrer Artenzusammensetzung stark von den anderen Stichproben. Einige Plots unterscheiden sich bei allen Artengruppen stark in der Artgemeinschaft und heben sich von den anderen Plots ab: 150 (totholzreicher Standort in der Nähe des Grates) und 172 (sehr totholzreiche Lichtung) bzw. von den Spezialplots 393 (totholzreiche Lichtung mit kleinem Bach) und 477 (grosser Windwurf auf der rechten Sihlseite). Die Spezial-Plots wurden bei diesen Analysen miteinbezogen, um zu kontrollieren ob an diesen Standorten tatsächlich andere Arten gefunden werden konnten, was durch die RDA-Ordinationsdiagramme bestätigt wurde (Abbildung 8.10 - Abbildung 8.13).

Mit dem Anteil von Nadelbäumen an der Basalfläche war ein weiterer Faktor, der in gewisser Weise die Habitatvielfalt beschreibt, für die drei Artengruppen wichtig, die direkt auf dem Substrat aufgenommen wurden (Pilze, Moose und Flechten). Für Moose und Flechten spielt es z.B. eine Rolle welchen PH-Wert die Rinde von Bäumen hat, was sich zwischen Nadel- und Laubbäumen unterscheidet, wodurch verschiedene Arten vorkommen (Hawksworth and Hill 1984; Mezaka et al. 2012; van Herk 2001). Derzeit gibt es im Sihlwald noch ehemalige Fichten-Pflanzungen (die in dieser Studie ausgeschlossen wurden), welche mit der Zeit wahrscheinlich zurück gehen und von natürlichen Buchenwäldern abgelöst werden. Im ganzen Wald gibt es jedoch Fichten und Tannen und an Sonderstandorten auch kleine Föhren-Bestände, die durch ein kleinräumiges Auftreten die Diversität von Artengemeinschaften fördern.

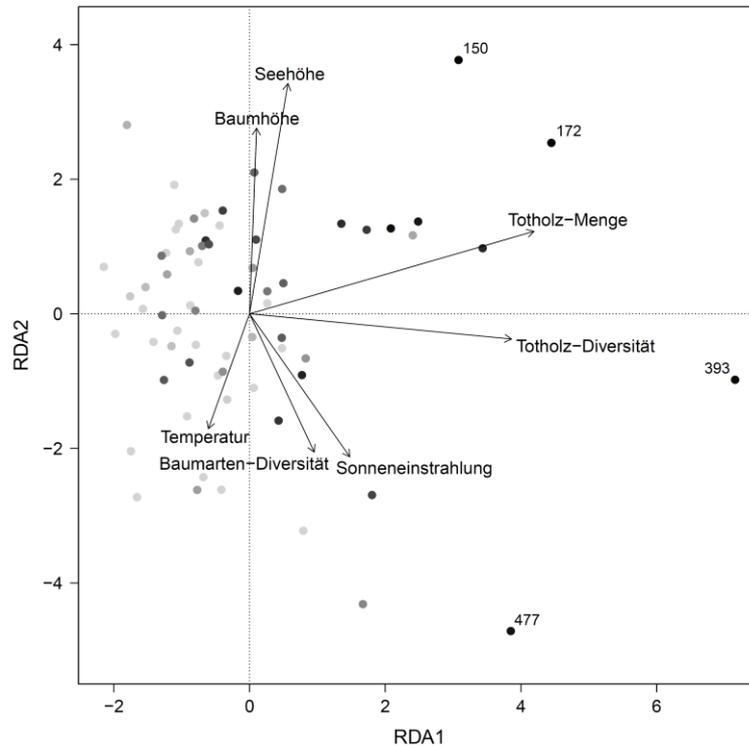
Temperatur und Sonneneinstrahlung, welche stark das Mikroklima eines Standortes bestimmen, hatten einen signifikanten Einfluss auf die Artengemeinschaften der Moose und Käfer. Als ektotherme Organismen sind Käfer bei wärmeren Temperaturen aktiver und sind verstärkt an warmen und sonnigen Standorten zu finden, vor allem da Flugfallen Aktivitätsfallen sind (Dodelin, 2007; Sverdrup-Thygeson & Ims, 2002). Jedoch sind nicht alle Totholzkäfer-Arten thermophil. Einige Arten bevorzugen schattigere Orten (Lindhe et al. 2005). Dunklere und kühlere Standorte können ausserdem ein stabileres und feuchteres Mikroklima bieten, das Totholzpilze benötigen (B. G. Jonsson & Stokland, 2012). Da viele xylobionte Käfer mit saprophytischen Pilzen assoziiert sind, können in Beständen mit stark verpilzten Totholzstücken andere Arten vorkommen, was zu Unterschieden in der Artengemeinschaft führt. Auch bei Moosen wurde schon gezeigt, dass es einen Arten-Turnover entlang von Kronenschluss-Gradienten gibt (Raabe et al., 2010). Da sich der Sihlwald Optimalphase/Plenterphase der Waldentwicklung befindet ist er noch ein eher dunkler Wald (Hilmers et al., 2018). Durch die natürliche Entwicklung und das Auftreten von Lücken im Bestand werden sonnigere und dadurch auch etwas wärmere Standorte vermehrt auftreten, was das Vorkommen von anderen Arten als im umliegenden Wald erlaubt. Darauf weist auch hin, dass sich die Artengemeinschaft der Moose unterscheiden, wenn mehr Bäume mit einem BHD von über 70 cm auf einem Plot vorkommen (Abbildung 8.12). Da der Pfeil in die Gegenrichtung wie die von Sonneneinstrahlung und Temperatur geht, scheint es, dass grössere Bäume auch zu kühleren und schattigeren Verhältnisse führen, was wiederum die



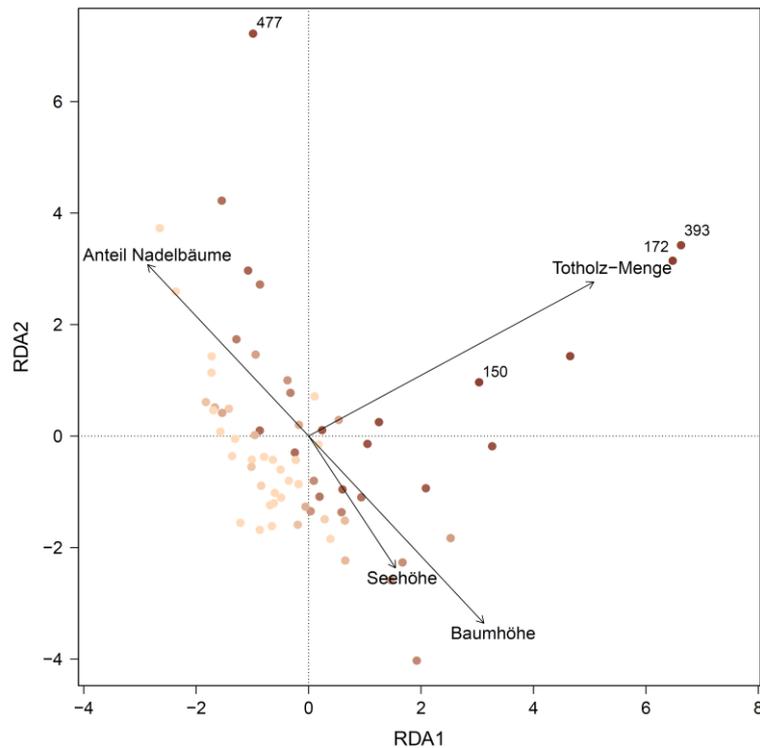
Artenzusammensetzung der Moose beeinflusst. Die RDA-Ordinationsdiagramme zeigen auch, dass Temperatur und Sonneneinstrahlung die Artenzusammensetzung anders als die Totholzmenge beeinflussen (die Pfeile stehen etwa im rechten Winkel zueinander, Abbildung 8.10/Abbildung 8.12). Vor allem bei frischen Lücken im Wald hängen Totholz und Lichtverfügbarkeit zusammen, dennoch haben sie einen unterschiedlichen Einfluss auf die Artengemeinschaft.

Interessant ist auch, dass es bei den Flechten einen Einfluss der Baum-Mikrohabitate auf die Artenzusammensetzung gab. Vermutlich hängt dies jedoch eher mit anderen Faktoren bzw. Waldstrukturen zusammen, die das Auftreten von Mikrohabitaten bevorzugen, als mit dem Vorhandensein der Mikrohabitate selbst. Sowohl das Alter, als auch der Durchmesser der Bäume sind mit Vielfalt und Anzahl von Baum-Mikrohabitaten korreliert. Ausserdem unterscheiden sich Laubbäume von Nadelbäumen, da an ihnen früher und mehr Mikrohabitate zu finden sind (Larrieu et al. 2014). Der Einfluss der Baum-Mikrohabitaten dürfte also ein indirekter Einfluss von grösseren Laubbäumen auf die Flechten sein.

Insgesamt zeigt sich, dass Habitat-Heterogenität zu heterogenen Artengemeinschaften führt. Durch die natürliche Entwicklung und kleinere und grössere Störungen wird im Sihlwald in den nächsten Jahren bzw. Jahrzehnten die Habitat-Heterogenität steigen. Es werden kleinere Lücken entstehen, die mehr Totholz und Licht bedeuten und die jetzige Homogenität des Sihlwaldes durchbrechen. Beim Totholz wird zusätzlich die Diversität des Totholzes zunehmen und durch verschiedene (auch grössere) Durchmesser, Abbaustadien und Lichtexpositionen jeweils anderen Arten als Habitat zur Verfügung stehen.



**Abbildung 8.10:** RDA-Ordinationsdiagramm der xylobionten Käfer; Farbverlauf von hell = wenig Totholz zu dunkel = viel Totholz.



**Abbildung 8.11:** RDA-Ordinationsdiagramm der saprophytischen Pilze; Farbverlauf von hell = wenig Totholz zu dunkel = viel Totholz.

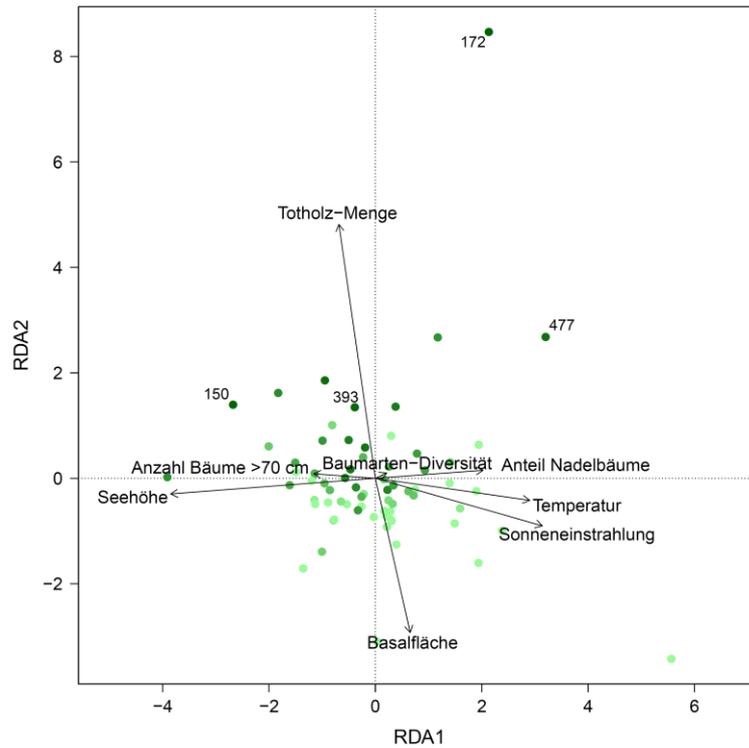


Abbildung 8.12: RDA-Ordinationsdiagramm der Moose; Farbverlauf von hell = wenig Totholz zu dunkel = viel Totholz.

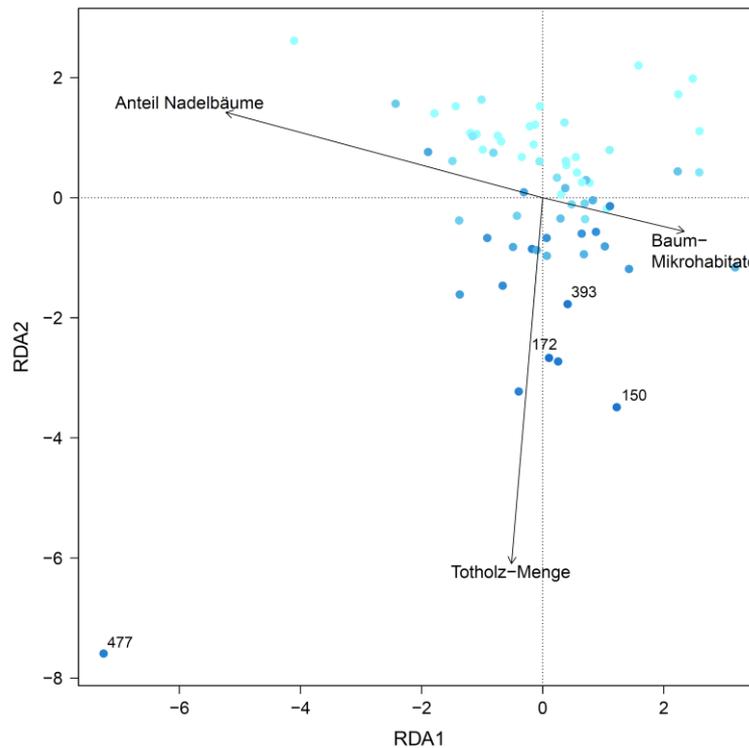


Abbildung 8.13: RDA-Ordinationsdiagramm der Flechten. Farbverlauf von hell = wenig Totholz zu dunkel = viel Totholz.

## 9. Empfehlungen

### 9.1. Artengruppen

#### *Ausgewählte Artengruppen*

Die vier ausgewählten Artengruppen (xylobionte Käfer, saprophytische Pilze, Moose und Flechten) haben teilweise sehr verschiedene Ansprüche an das Habitat, welche sie bewohnen. Dies konnte auch in diesem Projekt gezeigt werden, da die Artengruppen unterschiedlich von verschiedenen Waldstrukturen beeinflusst wurden (siehe Kapitel «Einfluss von Waldstrukturen»). Durch diese verschiedenen Zusammenhänge ergänzten sich die Untersuchungen dieser Artengruppen gut.

Durch ihre starke Bindung an Alt- und Totholz sind vor allem xylobionte Käfer und saprophytische Pilze gute Indikatoren für späte Waldentwicklungsphasen und sind daher wertvoll in Artenmonitorings wie diesem. Die Menge und Diversität des Totholzes wird im Sihlwald zunehmen, wodurch die Grundvoraussetzung für die Rückkehr von anspruchsvollen und seltenen Arten geschaffen wird.

Moose und Flechten stellen eine gute Ergänzung dar, da sie anders auf die Entwicklung des Waldes reagieren und so andere Aspekte der Veränderungen aufzeigen können. Weniger Arten sind an Totholz gebunden, allerdings profitieren auch diese zwei Artengruppen von Lücken im Bestand, da so die Lichtverfügbarkeit erhöht wird. Arten die sonst vermehrt im Kronenbereich vorkommen können sich auch am Stammfuss der Bäume etablieren.

Derzeit befindet sich der Sihlwald vorwiegend in der späten Optimalphase/Plenterphase der Waldentwicklung, wodurch er insgesamt noch ein eher dunkler Wald mit verhältnismässig wenig Totholz ist. Kleinräumige Lücken, die durch den Alterstod einzelner alter Bäume entstehen, sind im Sihlwald noch sehr selten, da späte Waldentwicklungsphasen (Zerfallsphase und Zusammenbruch) noch kaum auftreten. Auch in anderen Schweizer Naturwaldreservaten sinkt die Mortalitätswahrscheinlichkeit mit zunehmendem Baumdurchmesser, da diese (wie auch der Sihlwald) wohl noch zu jung sind (Hülsmann et al. 2016). In Urwäldern wie in den Ukrainischen Buchenurwäldern der Karpaten steigt hingegen die Mortalität bei grösseren Bäumen an. Durch Störungen (z.B. Windwurf oder Insektenkalamitäten), die jedoch schwer vorauszusagen sind, wird es allerdings trotzdem zur Entstehung von Lichtungen und Totholz kommen. Auch während dieses Projekts zeigte sich das: im April 2017 gab es durch späten nassen Schnee und im Januar 2018 durch den Sturm Burglind einige Baumstürze. Durch das so entstehende Mosaik wird es mittel- bis langfristig mehr Licht und mehr Totholz im Sihlwald geben. Solche Ereignisse können zu einer Verschiebung des Artenspektrums der vier Artengruppen führen. Daher empfehlen wir bei einer Wiederholungsaufnahme die gleichen Artengruppen zu untersuchen.



### **Zusätzliche Artengruppen**

Der «multi-species» Ansatz dieses Projekts könnte mit zusätzlichen Artengruppen ergänzt werden. Der Sihlwald bietet optimale Bedingungen für eine Weiterentwicklung dieses Artenmonitorings: repräsentativer Waldtyp, grosser Fläche, vorhandene Infrastruktur, funktionierende Organisation und bisherige intensive Untersuchungen. Wenn in zukünftigen Projekten weitere Artengruppen untersucht werden, sollte immer in Betracht gezogen werden, ob die Aufnahmen auf den hier ausgewählten Stichprobenpunkten durchgeführt werden können. Dadurch können Synergien zwischen verschiedenen Studien genutzt werden.

**Gefässpflanzen:** Die Gefässpflanzen wurden nicht für dieses Monitoring ausgewählt, da sie keine Zeiger für die Naturnähe oder Entwicklung eines Waldes sind. Vegetationsaufnahmen können allerdings eine gute Ergänzung sein: sie können für die Zuteilung von Stichproben zu Waldgesellschaften verwendet werden oder die Gefässpflanzen-Vielfalt kann eine erklärende Variable sein, da z.B. adulte xylobionte Käfer teilweise Blütenbesucher sind. In Buchenwäldern sind Vegetationsaufnahmen meist nicht mit so viel Aufwand verbunden, da die Vegetation des Unterwuchses oft recht artenarm ist. Eventuell könnten Aufnahmen auf den Stichproben dieses Projekts im Zuge einer Masterarbeit durchgeführt werden.

**Vögel:** Durch seine Grösse bietet sich der Sihlwald auch für ein Vogelmonitoring an. In Zusammenarbeit mit der Vogelwarte Sempach kann die Untersuchung der Vogelgemeinschaften oder einzelner Artengruppen weitere Erkenntnisse über den Wald liefern. Erste Gespräche zwischen der Vogelwarte und dem AMORE-Projekt (Artenmonitoring in Naturwaldreservaten der Schweiz, HAFL-WSL) haben schon stattgefunden und in grösseren Waldreservaten wie dem Sihlwald wäre eine Ausweitung der Aufnahmen denkbar.

**Fledermäuse:** Zwei Drittel der Fledermausarten sind an den Wald gebunden und bevorzugen naturnahe und strukturreiche Wälder. Die Kombination von Flusslandschaft und alten Waldbeständen mit Habitatbäumen mit Höhlen und Rissen dürfte eine besondere Bedeutung für Fledermäuse haben. Über die Installation von Batrecordern könnten Fledermäuse in Zusammenarbeit mit der WSL oder anderen Institutionen untersucht werden.

### **Ökologische Funktionen**

Ein Thema das immer mehr an Bedeutung gewinnt ist die sogenannte funktionelle Diversität von Ökosystemen, die die Vielfalt realisierter ökologischer Funktionen und Prozesse umfasst. Häufig wird untersucht ob solche Prozesse, wie z.B. die Zersetzung von Biomasse wie Streu und Totholz, besser in naturnahen Wäldern ablaufen.

## 9.2. Zukünftige Wiederholungsaufnahmen

### Verknüpfung mit der Stichprobeninventur

In diesem Projekt wurden die Untersuchungen der vier Artengruppen gleichzeitig mit der Stichprobeninventur durchgeführt und auch in Zukunft sollten Wiederholungsaufnahmen zeitnah zur Inventur stattfinden (siehe Tabelle 1). Durch die enge Verknüpfung des Artenmonitorings mit der Stichprobeninventur kann die Entwicklung der Biodiversität parallel zur Entwicklung des Waldes untersucht werden. So können die aktuellen Waldstrukturen (wie z.B. das Totholz) direkt mit der Biodiversität in Verbindung gebracht werden. Durch eine längere zeitliche Trennung würde man diese direkte Verbindung verlieren. Gerade für die Untersuchung der sehr mobilen Organismen wie den xylobionten Käfern und saprophytischen Pilzen bringen gleichzeitige Aufnahmen Vorteile, da diese sofort auf neu entstandenes Habitat (Totholz) reagieren und dieses besiedeln.

### Frequenz der Aufnahmen

Eine Wiederholung der Stichprobeninventur ist für alle 10 Jahre angesetzt, eine Frequenz, die sich bei nationalen Inventaren etabliert hat (Monitoring Naturwaldreservate, LFI) und sich auch für das Artenmonitoring empfiehlt. In diesem Zeitfenster werden Veränderungen im Wald schon sichtbar bzw. messbar, während noch nicht zu viel verpasst wird, insbesondere in Laubwäldern der gemässigten Zone, wo die herrschende natürliche Dynamik auf einer kleineren Skala stattfindet («small gap dynamic») (Hobi et al. 2015; Nagel and Diaci 2006; Rugani et al. 2013). Die Untersuchung der Artengruppen sollte nach der Stichprobeninventur angelegt werden, da so die neuen Informationen zu den Waldstrukturen zur Verfügung stehen, um die Evaluation und Auswahl der Stichprobenpunkte für das Artenmonitoring zu erleichtern. Wenn die Inventur von Winter bis Frühling durchgeführt wird, kann das Artenmonitoring im Herbst desselben Jahres mit der Aufnahme der Pilze starten. Wird die Inventur im Herbst durchgeführt, würde das Artenmonitoring im darauffolgenden Jahr stattfinden. Eine genaue Planung kann zu gegebenem Zeitpunkt in Zusammenarbeit mit den Stichprobeninventur-Verantwortlichen erstellt werden (siehe Tabelle 1).

**Tabelle 9.1:** Zeitplan wie eine mögliche Aufnahmeplanung für die nächsten ~20 Jahre aussehen könnte

	2016	2017	2018	2019	2020	2021	2022	2023	2024	2025	2026	2027	2028	2029	2030	2031	2032	2033	2034	2035	2036	2037	2038	2039	2040
Stichprobeninventur																									
Artenmonitoring																									
Weitere Artengruppen																									

### Gemeinsame Aufnahme der Artengruppen

Wenn möglich, sollten die vier Artengruppen auch in Zukunft gemeinsam untersucht werden, die Untersuchungen können sich jedoch über ein oder zwei Jahre erstrecken. In dem jetzigen Projekt wurden die Feldaufnahmen von Herbst 2016 bis Herbst 2017 durchgeführt. Durch die gemeinsame Aufnahme können Wechselbeziehungen zwischen den Artengruppen untersucht



werden, was eine grosse Stärke dieses Projekts darstellt. Vor allem die xylobionten Käfer und saprophytische Pilze sind eng mit einander verbunden, da gezeigt wurde, dass viele der Käfer mit Pilzen assoziiert sind und/oder sich von ihnen ernähren (20% bzw. 25%, siehe Kapitel «Xylobionte Käfer»)

Eine gemeinsame Aufnahme der Artengruppen führt ausserdem zu einem insgesamt geringeren Aufwand, als wenn mehrere Jahre zwischen den Artengruppen liegen. Einerseits muss die Kontrolle und Bestätigung der Stichproben nur einmal gemacht werden. Andererseits kann die Auswertung leichter gemeinsam durchgeführt werden. Zwischen solchen «grossen» Aufnahme-Jahren können andere Artengruppen, wie z.B. die Vögel oder Fledermäuse, untersucht werden.

### **Anpassung der Frequenz an Störungen**

Die Frequenz der Waldinventur sollte sich jedoch auch an die Dynamik des Ökosystems anpassen, je nach Häufigkeit der natürlichen Störungen oder Bewirtschaftung (NNRG 2014). Es wird sogar empfohlen, Inventuren nach grösseren Störungen durchzuführen. Falls es in den nächsten 10 Jahren zu grossflächigen Störungen kommen sollte, bei denen z.B. durch Windwurf oder Insekten grosse Mengen Totholz entstehen, sollte dringend die Entwicklung der Biodiversität auf diesen Flächen über die Zeit untersucht werden. Solche Vorkommnisse lassen sich zwar nicht im Vorhinein einplanen, können jedoch interessante Erkenntnisse über die Dynamik des Waldes liefern. Dies verlangt eine gewisse Flexibilität und eine sehr dynamische Organisation. Methoden aus der Fernerkundung wie LiDAR und Sentinel II, die vermehrt für Waldmonitorings verwendet werden, können dabei behilflich sein. Auch wenn diese neuen Ansätze noch nicht vollständig die Feldaufnahmen der Stichprobeninventuren ersetzen können, sind sie wertvolle Ergänzungen. Einerseits ermöglichen sie die Gewinnung flächendeckender Informationen und andererseits mit sind sie in einer höheren Frequenz verfügbar. Dies erlaubt z.B. eine Aktualisierung der Karte des liegenden Totholzes, vor der nächsten Wiederholung des Artenmonitorings oder die Analyse von Waldstrukturen, falls innerhalb der 10 Jahre zwischen den Stichprobeninventuren grössere Störungen auftreten würden.

### **Dauerbeobachtungen**

Eine Art Dauerbeobachtungsnetzwerk auf einigen Stichprobenpunkten, an denen alle 2-5 Jahre die xylobionten Käfer und Pilze (als mobile Organismen) untersucht werden, wäre wünschenswert. Solche Dauerbeobachtungen könnten die Entwicklung nach grössere Störungen ohne Mehraufwand für die Planung verfolgen. Neu entstehende Projekte, die innerhalb der 10 Jahre eine oder mehrere der vier Artengruppen im Sihlwald untersuchen, sind daher als Bereicherung anzusehen.

### 9.3. Anzahl und Auswahl der Plots

#### Geschätzte Artenzahl

Die Anzahl der Stichprobenpunkte sollte beibehalten und nicht verringert werden. Dies wird durch die gefundenen Artenzahlen im Vergleich zur geschätzten Artenzahl deutlich. Es zeigt sich, dass bei allen Artengruppen (ausgenommen der Käfer) weniger als 75% der Arten gefunden wurden, die man nach dem Chao2-Schätzer im Sihlwald erwarten könnte (Tabelle 2). Bei den Käfern konnten fast 85% erreicht werden, was für die verwendete Methode und die Auswahl der Stichprobenpunkte spricht (siehe nächstes Kapitel).

**Tabelle 9.2:** Vergleich der gefundenen Artenzahl zur geschätzten Artenzahl (Chao2) auf den Plots. Der Anteil beschreibt wieviel Prozent der geschätzten Artenzahl gefunden wurde. Es wurden Funde ausgeschlossen, die nicht bis auf die Art bestimmt wurden (sp.), während Funde, die unsicher auf die Art bestimmt wurden (cf.), inkludiert wurden.

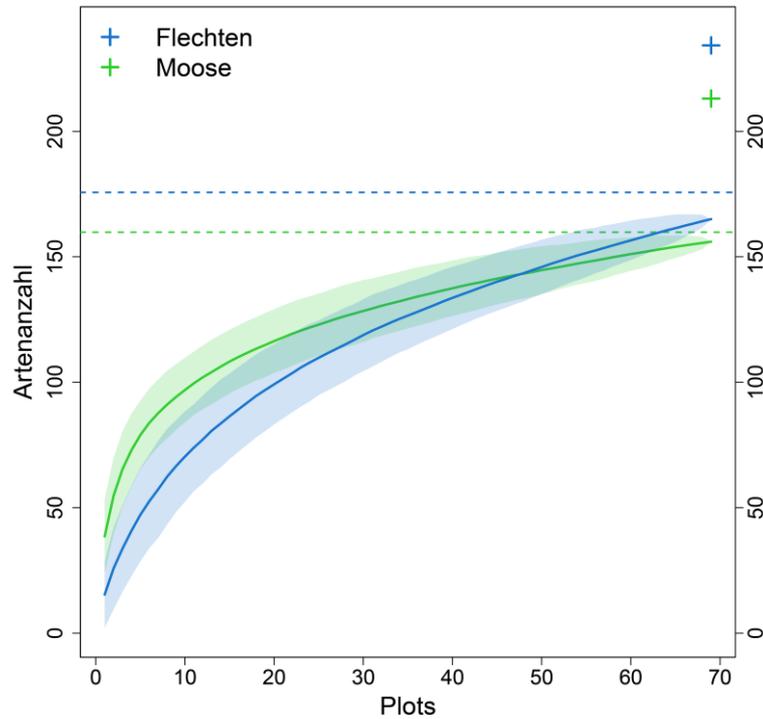
Artengruppe	Artenzahl	Geschätzte Artenzahl	Anteil
Xylobionte Käfer	334	396	84.3 %
Saprophytische Pilze	406	652	62.3 %
Moose	156	213	73.2 %
Flechten	165	234	70.5 %

#### Artenakkumulationskurven

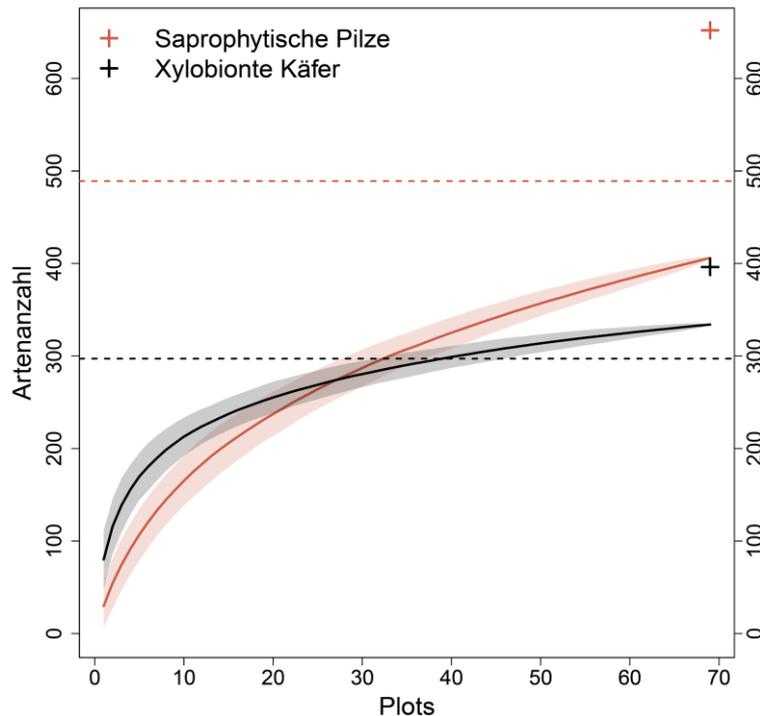
Die Artenakkumulationskurven der Käfer, Moose und Flechten beginnen sich langsam abzuflachen, während die der Pilze noch stetig zu steigen scheint, was bedeutet, dass mit jedem weiteren Stichprobenpunkt immer noch viele neue Arten gefunden wurden (siehe Abbildung 1). Für die Untersuchung der Flechten wurde vorgeschlagen, die Plotanzahl in gleichförmigen Beständen zu Gunsten einer aufwendigeren Methode pro Plot zu reduzieren (siehe Kapitel «Flechten»). Eine Anpassung der Aufnahmemethode könnte den Verlauf der Artenakkumulationskurve ändern, sodass mit weniger Plots aber durch eine grössere Heterogenität der Stichproben gleich viele oder sogar mehr Arten nachgewiesen werden könnten. Im Sinne des Monitorings müsste dieses Vorgehen vor der Wiederholungsaufnahme diskutiert werden, um die Vergleichbarkeit der Methoden zu gewährleisten.

Falls das Ziel erreicht wird, etwa  $\frac{3}{4}$  der geschätzten Arten nachzuweisen, könnte die Plotanzahl für das Monitoring der Käfer bis auf ca. 50 Plots reduziert werden (siehe Tabelle 1 und horizontale Linie in Abbildung 1). Da im Rahmen des Artenmonitorings im Sihlwald allerdings nicht nur die Vergleichbarkeit der Stichproben und der Wiederholungsaufnahmen im Zentrum steht, sondern auch der Nachweis von seltenen bedrohten Arten, ist eine solche Reduktion nicht empfehlenswert. Es lohnt sich den Anteil an nachgewiesenen Arten eher zu maximieren als zu minimieren: laut Martikainen und Kouki (2003) erhöht sich die Wahrscheinlichkeit gefährdeter Käferarten zu finden, wenn über 300-400 Arten gesammelt

werden. Mit 351 gefundenen Totholzkäfer-Arten auf 69 Plots befindet sich dieses Projekt in der richtigen Grössenordnung für den Nachweis seltener Arten.



**Abbildung 9.1:** Die Arten-Akkumulationskurven der Moose und Flechten zeigen wie viele Arten mit jedem weiteren untersuchten Plot gefunden werden; das Kreuz zeigt die geschätzte Artenzahl (Chao-2) an und die gestrichelte horizontale Linie wo 75% der geschätzten Arten erreicht sind.



**Abbildung 9.2:** Die Arten-Akkumulationskurven der Käfer und Pilze zeigen wie viele Arten mit jedem weiteren untersuchten Plot gefunden werden; das Kreuz zeigt die geschätzte Artenzahl (Chao-2) an und die gestrichelte horizontale Linie wo 75% der geschätzten Arten erreicht sind.

### Nächste Aufnahme

Um die Entwicklung dieser vier Artengruppen im Sihlwald zu untersuchen, sollten die Wiederholungsaufnahmen zu einem Grossteil auf denselben Stichprobenpunkten durchgeführt werden. Nur so können direkte Vergleiche zwischen zwei Aufnahmen gemacht werden. Durch die natürliche Entwicklung des Waldes mit immer grösseren und älteren Bäumen werden sich die meisten Stichproben in Richtung mehr Totholz entwickeln. Stichprobenpunkte, bei denen es eine starke Zunahme an Totholz gab, sind besonders interessant für die Entwicklung der Artenvielfalt. Mit den Daten der Stichprobeninventur können solche Plots im Vorfeld bestimmt werden. Plots, auf denen keine grosse Veränderung stattgefunden hat, können zum Teil bei einer Wiederholungsaufnahme weggelassen werden, was die Aufnahme von weiteren Sonderstandorten ermöglicht. Jedoch kann auch die Untersuchung der Entwicklung der Artenvielfalt in konstanten Habitaten äusserst interessant sein. Insgesamt sollten mindestens 50 Plots wiederholt untersucht werden, besonders um die statistische Auswertbarkeit der Entwicklung sicherzustellen.

Trotz einer teilweisen Verschiebung sollten sich die Plots immer noch entlang eines Totholzgradienten befinden. Bei einer Auswahl von nur extrem totholzreichen Plots (im Vergleich zur jetzigen Auswahl) könnte es sonst zu einer Überschätzung der Entwicklung der Artenzahlen kommen.

Eine Chance, wie trotz einer hohen Anzahl an Stichproben in Zukunft eventuell weniger Zeit pro Stichprobe aufgewendet werden muss, ist die (Weiter-)Entwicklung von neuen Methoden.



Metabarcoding ist eine Möglichkeit die gerade im nationalen Artenmonitoring in den Naturwaldreservaten (AMORE-Projekt) getestet wird. Für die Untersuchung der saprophytischen Pilze werden neben der klassischen Aufnahme von Fruchtkörpern Holzproben des Totholzes genommen. Diese Kombination erlaubt den Vergleich der Arten die mit der jeweiligen Methode gefunden werden. Solche Methoden werden vermehrt als Ergänzung zu den klassischen Aufnahmen verwendet und die Datenbanken mit bestätigten DNA-Sequenzen werden immer vollständiger. Wahrscheinlich werden auch beim nächsten Monitoring im Sihlwald neue Methoden zum Einsatz kommen.

### **Überblick - Empfehlungen:**

Das Artenmonitoring sollte mit der Stichprobeninventur verknüpft sein und etwa alle 10 Jahre wiederholt werden. Es bietet sich an das Artenmonitoring im Jahr nach der Inventur anzusetzen, da so die neuesten Daten zu Waldstrukturen zur Verfügung stehen.

Für alle Artengruppen (xylobionte Käfer, saprophytische Pilze, Moose und Flechten) sollte es Wiederholungsaufnahmen geben, die innerhalb von 1-2 Jahren stattfinden sollten. So können die Effekte der Waldentwicklung differenziert untersucht werden, da verschiedene Reaktionen der Artengruppen zu erwarten sind.

Die Aufnahmen des Artenmonitorings sollten zum Grossteil auf den gleichen Stichprobenpunkten durchgeführt werden. Basierend auf den Daten der Stichprobeninventur können einige Plots, auf denen keine Änderungen des Habitats der untersuchten Arten messbar ist, durch andere ersetzt werden. Die Gesamtzahl sollte nicht verringert werden.

Weitere Artengruppen wie Vögel, Fledermäuse und Gefässpflanzen könnten dieses Monitoring ergänzen.

Bei grösseren Störungen sollten Anpassungen getroffen werden. Neue Methoden der Fernerkundung und Dauerbeobachtung bieten Lösungen für grössere Naturereignisse.

## 10. Fazit

Durch die Untersuchung der xylobionten Käfer, saprophytischen Pilze, Moose und Flechten konnte der Jetzt-Zustand der Biodiversität im Sihlwald erhoben und dokumentiert werden. Die gleichzeitige Durchführung der Stichprobeninventur und somit die Aufnahme von Waldstrukturen erlaubte es diese mit den vier untersuchten Artengruppen in Beziehung zu setzen.

Es zeigte sich, dass der Sihlwald für manche Artengruppen einen guten Lebensraum darstellt: xylobionte Käfer (351 Arten), Pilze (407 Arten) und Moose (166 Arten) waren artenreich vertreten. Nur die Flechtengemeinschaften blieb was die Artenzahl betrifft unter den Erwartungen (187 Arten). Trotz hoher Artenzahlen für drei der vier untersuchten Gruppen fehlen noch die seltenen und anspruchsvollen Arten: wie Moos-Arten, die an Totholz gebunden sind, oder Urwaldreliktarten bei den Käfern. Der Sihlwald erholt sich also noch immer von den Jahrhunderten der intensiven Bewirtschaftung. Trotzdem wurden in allen Artengruppen Highlights gefunden, die zeigen, dass diese seltenen und anspruchsvollen Arten an manchen Stellen im Sihlwald auch jetzt schon ein passendes Habitat vorfinden. Entweder weil diese Arten den Weg schon zurückfanden oder weil sie in sehr kleinen Populationen im Sihlwald oder der Umgebung überleben konnten.

Der Sihlwald hat grosses Potential, dass xylobionte Arten mit der Zeit zurückkehren können, denn solche Habitate werden zukünftig durch die natürliche Entwicklung zunehmen. Die Verbesserung der Lebensraumbedingungen z.B. durch grössere Totholzmassen und zahlreiche ältere Habitatbäume sind aber noch keine Garantie für die Besiedlung durch anspruchsvolle Arten. Der sogenannte «colonization credit» kann in solchen Situationen auftreten, was bedeutet, dass das Habitat zwar schon vorhanden ist, aber die darauf spezialisierte Arten noch fehlen, weil sie noch nicht zurückgekehrt sind. Xylobionte Arten sind allerdings mobiler als bisher angenommen. Daher dürfte der Sihlwald in Zukunft die Rolle eines Refugiums für xylobionte Arten der Buchenwälder des Tieflands übernehmen.

Durch die gleichzeitige Untersuchung mehrerer Artengruppen können verschiedene Aspekte der Entwicklung des Waldes eingefangen werden. Während für manche Artengruppen oder Arten die Totholzanreicherung am wichtigsten ist, sind es für andere alte Bäume, die Entstehung von mehr Mikrohabitaten oder eine grössere Lichtverfügbarkeit. Es zeigte sich, dass sowohl die Artenzahlen, als auch die Artenzusammensetzung von unterschiedlichen Faktoren beeinflusst wird. Eine wichtige Rolle nimmt das Totholz ein. Es ist ein Indikator für die Naturnähe eines Waldes und fast ein Viertel der im Wald lebenden Organismen ist davon abhängig. Die Bedeutung und der positive Einfluss des Totholzes zeigten sich nicht nur auf einer kleinen räumlichen Skala, sondern auch auf Landschaftsebene.

Im Sihlwald gilt der Prozessschutz, nach dem Motto «den Wald Wald sein lassen». Schon während der für einen Wald kurzen Dauer dieses Projektes hat sich gezeigt wie viel Dynamik es bereits jetzt im Sihlwald gibt. Kleinere und grössere Störungen führen zu einer höheren Strukturvielfalt und somit zu einer erhöhten Heterogenität des Waldes. Es wird spannend, die



Entwicklung des Sihlwaldes zu beobachten: von einem homogenen Wald in seiner Optimalphase zu einem naturnäheren Wald, in dem viele Waldentwicklungsphasen nebeneinander vorkommen. Neben der Entwicklung des Waldes selbst, wird sich auch die Biodiversität entwickeln. Das Langzeitmonitoring der Biodiversität bietet die Chance diese Entwicklung als Reaktion auf die natürliche Entwicklung des Waldes zu verfolgen. Der Grundstein dafür wurde mit diesem Projekt gelegt. Damit gilt der Sihlwald als Leuchtturm Waldreservat mit dem ersten intensiven Naturwald-Untersuchungsstandort der Biodiversität der Schweiz.

## Literatur

### Allgemein und xylobionte Käfer

- Barton K. (2018). MuMIn: Multi-Model Inference.
- Baselga A. (2017). betapart: Partitioning Beta Diversity into Turnover and Nestedness Components.
- Bouget, C., Larrieu, L., Nusillard, B. & Parmain, G. 2013. In search of the best local habitat drivers for saproxylic beetle diversity in temperate deciduous forests. *Biodiversity and Conservation*, 22, 2111-2130.
- Brang, P., Commarmot, B., Rohrer, L. & Bugmann, H. 2008. Monitoringkonzept für Naturwaldreservate in der Schweiz. Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft WSL; Zürich, ETH Zürich, Professur für Waldökologie. 58 S.
- Dodelin, B. (2007). Inventaires des Coléoptères saproxyliques par pièges-vitre: une étude des effets du placement et de l'usage d'un attractif. *Bulletin de La Société Entomologique de France*, 112(2), 223–230.
- Eckelt A, Müller J, Bense U, Brustel H, Bußler H, Chittaro Y, Cizek L, Frei A, Holzer E, Kadej M, Kahlen M, Köhler F, Möller G, Mühle H, Sanchez A, Schaffrath U, Schmidl J, Smolis A, Szallies A, Németh T, Wurst C, Thorn S, Haubo R, Christensen B, Seibold S (2018) Primeval forest relict beetles of Central Europe - a set of 168 umbrella species for the protection of primeval forest remnants. *Journal of Insect Conservation*
- Goetz, S., Steinberg, D., Dubayah, R., & Blair, B. (2007). Laser remote sensing of canopy habitat heterogeneity as a predictor of bird species richness in an eastern temperate forest, USA, *108*, 254–263.
- Gossner MM, Lachat T, Brunet J, Isacsson G, Bouget C, Brustel H, Brandl R, Weisser WW, Mueller J (2013) Current Near-to-Nature Forest Management Effects on Functional Trait Composition of Saproxylic Beetles in Beech Forests. *Conserv. Biol.* 27:605–614. doi: 10.1111/cobi.12023
- Haeler, E., Brang, P., Senn-irlet, B., & Lachat, T. (2015). *Artenmonitoring in Naturwaldreservaten der Schweiz - Grundlagen für ein Monitoring der xylobionten Käfer und Pilze.*
- Hawksworth D.L. & Hill D.L. (1984) The lichen-forming fungi. Blackie, Glasgow & London, 158 pp.
- Heilmann-Clausen, J., Aude, E., & Christensen, M. (2005). Cryptogam communities on decaying deciduous wood - Does tree species diversity matter? *Biodiversity and Conservation*, 14, 2061–2078.



- Hilmers, T., Friess, N., Bässler, C., Heurich, M., Brandl, R., Pretzsch, H., ... Müller, J. (2018). Biodiversity along temperate forest succession. *Journal of Applied Ecology*, 55, 2756–2766.
- Hobi ML, Commarmot B, Bugmann H (2015) Pattern and process in the largest primeval beech forest of Europe (Ukrainian Carpathians). *JOURNAL OF VEGETATION SCIENCE* 26:323–336. doi: 10.1111/jvs.12234
- Holzinger, W. E., Frieß, T., Holzer, E., & Mehlmauer, P. (2014). Xylobionte Käfer (Insecta : Coleoptera part.) in Wäldern des Biosphärenparks Wienerwald (Österreich: Niederösterreich, Wien ). *Wissenschaftliche Mitteilungen Niederösterreichisches Landesmuseum*, 25, 29–32.
- Huber, B. (2014). *Vielfalt der Totholzkäferfauna im Urwald Scatlè, Breil/Brigels (Surselva, GR)*. Chur.
- Imesch N.; Stadler B., Bolliger M. & Schneider O. 2015. Biodiversität im Wald: Ziele und Massnahmen. Vollzugshilfe zur Erhaltung und Förderung der biologischen Vielfalt im Schweizer Wald. Bundesamt für Umwelt, Bern. Umwelt-Vollzug Nr. 1503: 186 S.
- Jonsson, M., Ranius, T., Ekvall, H., Bostedt, G., Dahlberg, A., Ehnström, B., ... Stokland, J. N. (2006). Cost-effectiveness of silvicultural measures to increase substrate availability for red-listed wood-living organisms in Norway spruce forests. *Biological Conservation*, 127(4), 443–462.
- Jonsson, B. G., & Stokland, J. N. (2012). 9 - The surrounding environment. In J. N. Stokland, J. Siitonen, & B. G. Jonsson (Eds.), *Biodiversity in Dead Wood* (pp. 194–217). Cambridge: Cambridge University Press.
- Köhler, F. (2009). Die Totholzkäfer (Coleoptera) des Naturwaldreservates „Laangmuer“. In D. Murat (Ed.), *Naturwaldreservate in Luxemburg: Zoologische und botanische Untersuchungen „Laangmuer“ 2007-2008* (Vol. 5, p. 227). Naturverwaltung Luxemburg.
- Komonen, A., & Müller, J. (2018). Dispersal ecology of deadwood organisms and connectivity conservation. *Conservation Biology*, 32(3), 535–545.
- Kraus D, Büttler R, Krumm F, Lachat T, Larrieu L, Mergner U, Paillet Y, Rydkvist T, Schuck A, Winter S (2016) Katalog der Baummikrohabitate – Referenzliste für Feldaufnahmen. Integrate+ Technical Paper
- Köhler, F. 2009. Die Totholzkäfer (Coleoptera) des Naturwaldreservates „Laangmuer“. In: MURAT, D. (ed.) *Naturwaldreservate in Luxemburg: Zoologische und botanische Untersuchungen „Laangmuer“ 2007-2008*. Naturverwaltung Luxemburg.
- Lachat T, Chumak M, Chumak V, Jakoby O, Mueller J, Tanadini M, Wermelinger B (2016) Influence of canopy gaps on saproxylic beetles in primeval beech forests: a case study from the Uholka-Shyrokyi Luh forest, Ukraine. *Insect. Conserv. Divers.* 9:559–573. doi: 10.1111/icad.12188



- Lachat, T., Brang, P., Bolliger, M., Bollmann, K., Brändli, U. B., Bütler, R., ... Wermelinger, B. (2014). Totholz im Wald: Entstehung, Bedeutung und Förderung. *Merkblatt für die Praxis, WSL*, 52, 12.
- Lachat, T., & Wermelinger, B. (2014). Totholz und xylobionte Käfer in Waldreservaten: Grundlagen für ein nachhaltiges Totholzmanagement. In *Schlussbericht Projekt „TOXYWA“ - Totholz und xylobionte Käfer in Waldreservaten: Grundlagen für ein nachhaltiges Totholzmanagement*. Birmensdorf: Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft WSL.
- Lachat, T., Wermelinger, B., Gossner, M. M., Bussler, H., Isacsson, G., & Müller, J. (2012). Saproxylic beetles as indicator species for dead-wood amount and temperature in European beech forests. *Ecological Indicators*, 23, 323–331.
- Larrieu, L., Cabanettes, A., Brin, A., Bouget, C., & Deconchat, M. (2014). Tree microhabitats at the stand scale in montane beech – fir forests: practical information for taxa conservation in forestry. *European Journal of Forest Research*, 133, 355–367.
- Leiterer, R., Mücke, W., Morsdorf, F., Hollaus, M., Pfeifer, N., & Schaepman, M. E. (2013). Flugzeuggestütztes Laserscanning für ein operationelles Waldstrukturmonitoring. *PFG*, 3, 173–184.
- Liechti, T., Burger, T. 2004. Monitoringkonzept für Naturwaldreservate in der Schweiz. Unveröffentlicht. Bundesamt für Umwelt, Wald und Landschaft (BUWAL), Bern. 58 S.
- Lindhe, A., Lindelöw, Å., & Åsenblad, N. (2005). Saproxylic Beetles in Standing Dead Wood Density in Relation to Substrate Sun-exposure and Diameter. *Biodiversity and Conservation*, 14(12), 3033–3053.
- MacArthur, R. H., & Wilson, E. O. (1967). *The Theory of Island Biogeography*. Princeton: Princeton University Press.
- Martikainen, P., & Kaila, L. (2004). Sampling saproxylic beetles: lessons from a 10-year monitoring study. *Biological Conservation*, 120(2), 171–181.
- Martikainen, P., & Kouki, J. (2003). Sampling the rarest: threatened beetles in boreal forest biodiversity inventories. *Biodiversity and Conservation*, 12, 1815–1831.
- Mežaka, A., Brūmelis, G., & Piterāns, A. (2012). Tree and stand-scale factors affecting richness and composition of epiphytic bryophytes and lichens in deciduous woodland key habitats. *Biodiversity and Conservation*, 21, 3221–3241.
- Möller G (2009) Struktur- und Substratbindung holzbewohnender Insekten, Schwerpunkt Coleoptera - Käfer, Freie Universität Berlin
- Monnerat C, Barbalat S, Lachat T, Gonseth Y (2016) Rote Liste der Prachtkäfer, Bockkäfer, Rosenkäfer und Schröter: Gefährdete Arten der Schweiz. Umwelt-Vollzug, vol 1622
- Müller, J. 2005. *Waldstrukturen als Steuergröße für Artengemeinschaften in kollinen bis submontanen Buchenwäldern* TU München.



- Müller, J., Brandl, R., Brändle, M., Förster, B., de Araujo, B. C., Gossner, M. M., ... Seibold, S. (2018). LiDAR-derived canopy structure supports the more-individuals hypothesis for arthropod diversity in temperate forests. *Oikos*, (November 2017), 814–824.
- Müller J, Brunet J, Brin A, Bouget C, Brustel H, Bussler H, Foerster B, Isacsson G, Koehler F, Lachat T, Gossner MM (2013) Implications from large-scale spatial diversity patterns of saproxylic beetles for the conservation of European Beech forests. *Insect. Conserv. Divers.* 6:162–169. doi: 10.1111/j.1752-4598.2012.00200.x
- Müller J, Brustel H, Brin A, Bussler H, Bouget C, Obermaier E, Heidinger IMM, Lachat T, Foerster B, Horak J, Prochazka J, Koehler F, Larrieu L, Bense U, Isacsson G, Zapponi L, Gossner MM (2015) Increasing temperature may compensate for lower amounts of dead wood in driving richness of saproxylic beetles. *Ecography* 38:499–509. doi: 10.1111/ecog.00908
- Müller, J., Bußler, H., Bense, U., Brustel, H., Flechtner, G., Fowles, A., ... Zabransky, P. (2005). Urwald relict species –Saproxylic beetles indicating structural qualities and habitat tradition. *Waldoekologie Online*, 2, 106–113. Retrieved from <http://publikationen.ub.uni-frankfurt.de/rewrite/index/id/type/opus3-id/value/110417>
- Nagel TA, Diaci J (2006) Intermediate wind disturbance in an old-growth beech-fir forest in southeastern Slovenia. *Can. J. For. Res.* 36:629–638. doi: 10.1139/X05-263
- NNRG (2014) FOREST INVENTORY AND MONITORING GUIDELINES. Northwest Natural Resource Group, Seattle
- Nordén, J., Penttilä, R., Siitonen, J., Tomppo, E., & Ovaskainen, O. (2013). Specialist species of wood-inhabiting fungi struggle while generalists thrive in fragmented boreal forests. *Journal of Ecology*, 101(3), 701–712.
- Oberholzer J (2017) Xylobionte Käfer von Mulmhöhlen im Waldreservat Sihlwald. Bachelor, BFH-HAFL
- Odor, P., Heilmann-Clausen, J., Christensen, M., Aude, E., Van Dort, K. W., Piltaver, A., Siller, I., Veerkamp, M. T., Walley, R., Standovar, T., Van Hees, A. F. M., Kosec, J., Matocec, N., Kraigher, H. & Grebenc, T. 2006. Diversity of dead wood inhabiting fungi and bryophytes in semi-natural beech forests in Europe. *Biological Conservation*, 131, 58-71.
- Oksanen J (2018). *vegan: Community Ecology Package*.
- Parmain, G., Dufrière, M., Brin, A., & Bouget, C. (2013). Influence of sampling effort on saproxylic beetle diversity assessment: implications for insect monitoring studies in European temperate forests. *Agricultural and Forest Entomology*, 15(2), 135–145.
- Raabe, S., Müller, J., Manthey, M., Dürhammer, O., Teuber, U., Göttlein, A., ... Bässler, C. (2010). Drivers of bryophyte diversity allow implications for forest management with a focus on climate change. *Forest Ecology and Management*, 260(11), 1956–1964.



- Rugani T, Diaci J, Hladnik D (2013) Gap Dynamics and Structure of Two Old-Growth Beech Forest Remnants in Slovenia. *PLoS One* 8. doi: 10.1371/journal.pone.0052641
- Rybicki, J., & Hanski, I. (2013). Species – area relationships and extinctions caused by habitat loss and fragmentation. *Ecological Letters*, 16, 27–38.
- Sanchez A, Chittaro Y, Monnerat C, Gonseth Y (2016) Les Coléoptères saproxyliques emblématiques de Suisse, indicateurs de la qualité de nos forêts et milieux boisés. *Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft* 89:261–280. doi: 10.5281/zenodo.192638
- Schleppi P., Conedera M., Sedivy I., Thimonier A., 2007: Correcting non-linearity and slope effects in the estimation of the leaf area index of forests from hemispherical photographs. *Agric. Forest Meteorol.* 144: 236–242.
- Schultheis, B. & Engels, J. 2011. Die Nichtblättermilchpilze des Naturwaldreservates „Enneschte Bäsch“. In: MURAT, D. (ed.) *Naturwaldreservate in Luxemburg: Zoologische und botanische Untersuchungen „Enneschte Bäsch“ 2007-2010*. Naturverwaltung Luxemburg.
- Seibold, S., Bässler, C., Brandl, R., Büche, B., Szallies, A., Thorn, S., ... Baraloto, C. (2016). Microclimate and habitat heterogeneity as the major drivers of beetle diversity in dead wood. *Journal of Applied Ecology*, 53(3), 934–943.
- Sippola, A., Similä, M., Mönkkönen, M., & Jokimäki, J. (2004). Diversity of polyporous fungi (Polyporaceae) in northern boreal forests: effects of forest site type and logging intensity.
- Speight, M. C. D. (1989). *Saproxylic invertebrates and their conservation*. Strasbourg: Council of Europe.
- Stokland, J. N., Siitonen, J., & Jonsson, B. G. (2012). *Biodiversity in Dead Wood*.
- Sverdrup-Thygeson, A., & Ims, R. A. (2002). The effect of forest clearcutting in Norway on the community of saproxylic beetles on aspen. *Biological Conservation*, 106(3), 347–357.
- Thimonier A., Sedivy I., Schleppi P., 2010: Estimating leaf area index in different types of mature forest stands in Switzerland: a comparison of methods. *Eur. J. For. Res.* 129: 543-562
- Vandekerkhove, K., De Keersmaeker, L., Walley, R., Kohler, F., Crevecoeur, L., Govaere, L., Thomaes, A. & Verheyen, K. 2011. Reappearance of old-growth elements in lowland woodlands in Northern Belgium: do the associated species follow? *Silva Fennica*, 45, 909-935.
- van Herk, C. M. (2001). Bark pH and susceptibility to toxic air pollutants as independent causes of changes in epiphytic lichen composition in space and time. *Lichenologist*, 33(5), 419–441.
- Wermelinger B (2017) *Insekten im Wald: Vielfalt, Funktionen und Bedeutung*. Haupt Verlag



Zehetgruber, B., Kobler, J., Dirnböck, T., Jandl, R., Seidl, R., & Schindlbacher, A. (2017). Intensive ground vegetation growth mitigates the carbon loss after forest disturbance. *Plant and Soil*, 420, 239–252.

## Saprophytische Pilze

---

Bernicchia A. & Gorjón S.P. 2010. Corticiaceae s.l. Fungi Europaei no12. Ed. Candusso. Italia.

Breitenbach J. & Kränzlin F. 1984-2000. Pilze der Schweiz, Band 1-5. Mycologia Luzern

Christensen et al. 2004. Wood-inhabiting Fungi as Indicators of Nature Value in European Beech Forests. In: Marco Marchetti (ed.) 2004. Monitoring and Indicators of Forest Biodiversity in Europe - From Ideas to operationality. EFI Proceedings No. 51.

Edman M., Kruys N., Jonsson B.G. 2004. Local dispersal sources strongly affect colonization patterns of wood-decaying fungi on Spruce logs. *Ecological applications* 14(3): 893 -901.

Eriksson J. & Ryvarden L. 1973-1984. The Corticiaceae of North Europe. Vol. 2-7. Fungiflora, Oslo.

HOLEC J. 2003: Auf natürliche, vom Menschen nur minimal beeinflusste Vegetation beschränkte Großpilze. *Fritschiana* 42: 25-27.

Krieglsteiner G. & Kaiser A. 2000. Die Großpilze Baden-Württembergs, Band 1. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart.

Ryvarden L. & Melo I. 2014. Poroid fungi of Europe. *Synopsis Fungorum*. 31

Senn-Irlet B.J., Gross A., Blaser S., 2016: SwissFungi: Nationales Daten- und Informationszentrum der Schweizer Pilze [Datenbank]. Version 2. Birmensdorf, Eidg. Forschungsanstalt WSL. Online unter: <http://www.swissfungi.ch>.

## Moose

---

BAFU 2011: Liste der National Prioritären Arten. Arten mit nationaler Priorität für die Erhaltung und Förderung, Stand 2010. Bundesamt für Umwelt, Bern.

Boch S., Müller J., Prati D., Blaser S., Fischer M. 2013. Up in the Tree – The overlooked richness of bryophytes and lichens in tree crowns. *PLoS ONE* 8(12): e84913. doi:10.1371/journal.pone.0084913.

Büschlen A. 2016. *Orthotrichum pulchellum* Brunt. für die Schweiz bestätigt. *Meylania* 57: 23-25.



- Caparros R., Lara F., Draper I., Mazimpaka V., Garilleti R. 2016. Integrative taxonomy sheds light on an old problem: The *Ulota crispa* complex (Orthotrichaceae, Musci). Botanical Journal of the Linnean Society 180: 427–451.
- Delarze R., Gonseth Y., Eggenberg S., Vust M. 2015. Lebensräume der Schweiz. 3. Aufl. hep Verlag AG, Bern.
- Gotelli N.J. & Colwell R.K. 2011. Estimating species richness. In: Magurran A.E, McGill B.J. (eds). Biological diversity: frontiers in measurements and assessment. Oxford University Press, Oxford.
- Hill M.O., Bell N., Bruggeman-Nannenga M., Bruges M., Cano M.J., Enroth J., Flatberg K.I., Frahm J.P., Gallego M.T., Garilleti R., Guerra J., Hedenas L., Holyoak D.T., Ignatov M.S., Lara F., Mazimpaka V., Munoz J., Söderström L. 2006. An annotated checklist of the mosses of Europe and Macaronesia. Journal of Bryology 28: 198–267.
- Hill M.O., Preston C.D., Bosanquet S.D.S., Roy, D.B. 2007. Bryoatt - Attributes of British and Irish mosses, liverworts and hornworts with information on native status, size, life form, life history, geography and habitat. Centre for Ecology and Hydrology, Huntingdon.
- Kiebacher T. 2014. Anmerkungen zum Vorkommen einiger *Orthotrichum*-Arten (Musci) in Südtirol: Neu- und Wiederfunde. Gredleriana 14: 127-136.
- Kiebacher T., Keller C., Scheidegger C., Bergamini A. 2016 Hidden crown jewels: the role of tree crowns for bryophyte and lichen species richness in sycamore maple wooded pastures. Biodiversity & Conservation 25: 1605-1624
- Landolt et al. 2010. Flora Indicativa. Haupt, Bern.
- Meier M. K., Urmi E, Schnyder N., Bergamini A., Hofmann H. 2013. Checkliste der Schweizer Moose. [http://www.nism.uzh.ch/download/checkliste/Checkliste\\_CH\\_Moose\\_2013.pdf](http://www.nism.uzh.ch/download/checkliste/Checkliste_CH_Moose_2013.pdf).
- Nebel M. & Philippi G. 2000-2005 Die Moose Baden-Württembergs. Eugen Ulmer, Stuttgart.
- Schnyder N., Bergamini A., Hofmann H., Müller N., Schubiger-Bossard C., Urmi E. 2004. Rote Liste der gefährdeten Moose der Schweiz. BUWAL, FUB, NISM; Bern, Rapperswil, Zürich.
- Söderström, L., Urmi E., Váňa J. 2002. Distribution of Hepaticae and Anthocerotae in Europe and Macaronesia. Lindbergia 27:3–47.
- Söderström, L., Urmi E., Váňa J. 2007. The distribution of Hepaticae and Anthocerotae in Europe and Macaronesia - update 1-427. Cryptogamie, Bryologie 28:299–350.
- Spitale D., Petra M., Tratter W. 2015. Nuove segnalazioni di *Buxbaumia viridis* (Bryopsida, Buxbaumiaceae) in Alto Adige e relazione tra presenza e quantità di necromassa. Gredleriana 15: 17-24.



Schnyder N. 2011. Neufund von *Anacamptodon splachnoides* (Froel. ex Brid.) Brid. in der Schweiz. *Meylania* 46: 24-27

## Flechten

---

- Bergamini, A., C. Scheidegger, S. Stofer, P. Carvalho, S. Davey, M. Dietrich, F. Dubs, E. Farkas, U. Groner, K. Karkkainen, C. Keller, L. Lokos, S. Lommi, C. Maguas, R. Mitchell, P. Pinho, V. J. Rico, G. Aragon, A. M. Truscott, P. Wolseley and A. Watt (2005). "Performance of macrolichens and lichen genera as indicators of lichen species richness and composition." *Conservation Biology* 19(4): 1051-1062.
- Dymytrova L., Brändli U-B, Ginzler C, Scheidegger C. 2017. Forest history and epiphytic lichens: Testing indicators for assessing forest autochthony in Switzerland. *Ecological Indicators*.
- Rigling D, Hilfiker S, Schöbel C, Meier F, Engesser R, Scheidegger C, Stofer S, Beatrice S-I, Valentin Q. 2016. Das Eschentriebsterben. Biologie, Krankheitssymptome und Handlungsempfehlungen *Merkblatt für die Praxis* 58: 1-8.
- Scheidegger, C., U. Groner, C. Keller and S. Stofer (2002). Biodiversity Assessment Tools - Lichens. *Lichen Monitoring - Monitoring Lichens*. P. L. Nimis, P. Wolseley and C. Scheidegger, Kluwer: 359-365.
- Scheidegger C, Clerc P, Dietrich M, Frei M, Groner U, Keller C, Roth I, Stofer S, Vust M. 2002. *Rote Liste der gefährdeten baum- und erdbewohnenden Flechten der Schweiz*. Bern: WSL, CJB, BUWAL.
- Scheidegger C, Stofer S. 2015. Bedeutung alter Wälder für Flechten: Schlüsselstrukturen, Vernetzung, ökologische Kontinuität. *Schweizerische Zeitschrift für Forstwesen* 166(2): 75-82.
- Smith CW, Aptroot A, Coppins BJ, Fletcher A, Gilbert OL, James PW, Wolseley P. 2009. *The lichens of Great Britain and Ireland*. London: British Lichen Society, The Natural History Museum.
- Stofer, S., A. Bergamini, G. Aragon, P. Carvalho, B. J. Coppins, S. Davey, M. Dietrich, E. Farkas, K. Karkkainen, C. Keller, L. Lokos, S. Lommi, C. Maguas, R. Mitchell, P. Pinho, V. J. Rico, A.-M. Truscott, P. A. Wolseley, A. Watt and C. Scheidegger (2006). "Species richness of lichen functional groups in relation to land use intensity." *Lichenologist* 38: 331-353.
- Watt, A. D., R. H. W. Bradshaw, J. Young, D. Alard, T. Bolger, D. Chamberlain, F. Fernández-González, R. Fuller, P. Gurrea, K. Henle, R. Johnson, Z. Korsós, P. Lavelle, J. Niemelä, P. Nowicki, M. Rebane, C. Scheidegger, J. P. Sousa, C. van Swaay and A. Vanbergen



(2007). Trends in biodiversity in Europe and the impact of land use change. Biodiversity under Threat. R. Hester and R. M. Harrison. Cambridge, Royal Society of Chemistry: 135-160.

Wirth V, Hauck M, Schultz M. 2013. *Die Flechten Deutschlands*. Stuttgart: Eugen Ulmer.



## Anhang

### Vollständige Artenliste – Xylobionte Käfer

**Tabelle 1:** Xylobionte Käfer: Artenliste aller gefundenen Arten in alphabetischer Reihenfolge.

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Abraeus parvulus</i>	1		
<i>Absidia rufotestacea</i>	15		
<i>Absidia schoenherri</i>	1		
<i>Acalles dubius</i>	9		
<i>Acalles hypocrita</i>	3		
<i>Acalles micros</i>	1		
<i>Acalles sp.</i>	3		
<i>Acmaeops collaris</i>	1		
<i>Acrotona aterrima</i>	1		
<i>Acrotona sp.</i>	5		
<i>Acrotrichis sp.</i>	71		
<i>Adalia decempunctata</i>	1		
<i>Adrastus axillaris</i>	6		
<i>Adrastus limbatus</i>	3		
<i>Adrastus pallens</i>	4		
<i>Adrastus rachifer</i>	1		
<i>Agabus melanarius</i>	26		
<i>Agabus paludosus</i>	4		
<i>Agaricochara latissima</i>	8		
<i>Agaricophagus cephalotes</i>	1		
<i>Agathidium confusum</i>	63		
<i>Agathidium nigripenne</i>	60		
<i>Agathidium seminulum</i>	59		
<i>Agrilus olivicolor</i>	1	LC	
<i>Agrilus viridis</i>	2	LC	
<i>Agriotes lineatus</i>	1		
<i>Agriotes obscurus</i>	1		
<i>Agriotes pallidulus</i>	37		
<i>Agriotes pilosellus</i>	43		
<i>Agriotes sputator</i>	1		
<i>Agrypnus murina</i>	1		
<i>Aleochara albovilloso</i>	3		
<i>Aleochara bipustulata</i>	2		
<i>Aleochara curtula</i>	34		
<i>Aleochara haematodes</i>	10		

<i>Aleochara intricata</i>	1		
<i>Aleochara ruficornis</i>	3		
<i>Aleochara sp.</i>	1		
<i>Aleochara sparsa</i>	31		
<i>Aleochara stichai</i>	1		
<i>Aleochara villosa</i>	3		
<i>Aleuonota egregia</i>	13		
<i>Aleuonota gracilenta</i>	2		
<i>Aleuonota rufotestacea</i>	13		
<i>Allecula morio</i>	1		
<i>Aloconota gregaria</i>	6		
<i>Aloconota sp.</i>	2		
<i>Aloconota sulcifrons</i>	1		
<i>Alosterna tabacicolor</i>	27	LC	
<i>Amara aenea</i>	1		
<i>Amara ovata</i>	1		
<i>Amara similata</i>	2		
<i>Amarochara bonnairei</i>	41		
<i>Amischa analis</i>	61		
<i>Amischa forcipata</i>	5		
<i>Amischa nigrofuscata</i>	6		
<i>Amischa sp.</i>	1		
<i>Ampedus cinnabarinus</i>	1		
<i>Ampedus erythrogonus</i>	35		
<i>Ampedus megerlei</i>	1		
<i>Ampedus nigrinus</i>	12		
<i>Ampedus pomorum</i>	68		
<i>Ampedus quercicola</i>	13		
<i>Ampedus rufipennis</i>	1		
<i>Ampedus sanguineus</i>	15		
<i>Ampedus sp.</i>	1		
<i>Amphicyllis globus</i>	33		
<i>Amphotis marginata</i>	1		
<i>Anaglyptus mysticus</i>	1	LC	
<i>Anaspis flava</i>	1		
<i>Anaspis frontalis</i>	3		

<i>Anaspis humeralis</i>	1		
<i>Anaspis lurida</i>	11		
<i>Anaspis maculata</i>	10		
<i>Anaspis ruficollis</i>	21		
<i>Anaspis rufilabris</i>	54		
<i>Anaspis sp.</i>	5		
<i>Anaspis thoracica</i>	19		
<i>Anastrangalia sanguinolenta</i>	2	LC	
<i>Anatis ocellata</i>	7		
<i>Ancistronycha abdominalis</i>	9		
<i>Anisodactylus binotatus</i>	2		
<i>Anisotoma castanea</i>	13		
<i>Anisotoma humeralis</i>	38		
<i>Anisotoma orbicularis</i>	24		
<i>Anisoxya fuscula</i>	3		
<i>Anobium costatum</i>	57		
<i>Anobium emarginatum</i>	33		
<i>Anobium fulvicorne</i>	1		
<i>Anobium inexpectatum</i>	5		
<i>Anobium nitidum</i>	2		
<i>Anobium pertinax</i>	15		
<i>Anobium punctatum</i>	3		
<i>Anobium sp.</i>	4		
<i>Anomognathus cuspidatus</i>	54		
<i>Anoplotrupes stercorosus</i>	34		
<i>Anostirus purpureus</i>	21		
<i>Anotylus mutator</i>	66		
<i>Anotylus rugosus</i>	13		
<i>Anotylus sp.</i>	28		
<i>Anotylus tetracarınatus</i>	32		
<i>Anthaxia helvetica</i>	1	LC	
<i>Anthaxia quadripunctata</i>	1	LC	
<i>Anthaxia similis</i>	1		
<i>Antherophagus nigricornis</i>	4		
<i>Antherophagus pallens</i>	1		
<i>Anthophagus alpestris</i>	1		

<i>Anthophagus angusticollis</i>	7		
<i>Anthophagus bicornis</i>	2		
<i>Anthribus albinus</i>	1		
<i>Aphidecta oblitterata</i>	9		
<i>Aphodius ater</i>	5		
<i>Aphodius corvinus</i>	14		
<i>Aphodius depressus</i>	71		
<i>Aphodius fimetarius</i>	3		
<i>Aphodius fossor</i>	30		
<i>Aphodius haemorrhoidalis</i>	1		
<i>Aphodius maculatus</i>	45		
<i>Aphodius prodromus</i>	2		
<i>Aphodius sp.</i>	2		
<i>Aphodius sticticus</i>	27		
<i>Aphodius varians</i>	1		
<i>Apion rubens</i>	1		
<i>Apocatops nigrinus</i>	11		
<i>Arpedium quadrum</i>	3		
<i>Arpidiphorus orbiculatus</i>	52		
<i>Arthrolips obscurus</i>	1		
<i>Atheta (Ceritaxa) sp.</i>	1		
<i>Atheta (Microdota) sp.</i>	9		
<i>Atheta (Philhygra) sp.</i>	3		
<i>Atheta aquatilis</i>	5		
<i>Atheta benickiella</i>	7		
<i>Atheta britanniae</i>	46		
<i>Atheta cadaverina</i>	4		
<i>Atheta castanoptera</i>	3		
<i>Atheta cinnamoptera</i>	2		
<i>Atheta coriaria</i>	2		
<i>Atheta crassicornis</i>	22		
<i>Atheta diversa</i>	2		
<i>Atheta elongatula</i>	2		
<i>Atheta fungi</i>	29		
<i>Atheta gagatina</i>	15		
<i>Atheta glabricula</i>	1		

<i>Atheta incognita</i>	17		
<i>Atheta inquinula</i>	20		
<i>Atheta monticola</i>	1		
<i>Atheta nigricornis</i>	10		
<i>Atheta oblita</i>	6		
<i>Atheta paleola</i>	3		
<i>Atheta pallidicornis</i>	17		
<i>Atheta palustris</i>	25		
<i>Atheta paracrassicornis</i>	1		
<i>Atheta ravilla</i>	1		
<i>Atheta sodalis</i>	14		
<i>Atheta sp.</i>	57		
<i>Atheta xanthopus</i>	3		
<i>Athous haemorrhoidalis</i>	54		
<i>Athous subfuscus</i>	67		
<i>Athous vittatus</i>	69		
<i>Athous zebei</i>	10		
<i>Atomaria diluta</i>	59		
<i>Atomaria fuscata</i>	1		
<i>Atomaria ihsseni</i>	5		
<i>Atomaria lewisi</i>	13		
<i>Atomaria nigrirostris</i>	38		
<i>Atomaria ornata</i>	9		
<i>Atomaria procerula</i>	1		
<i>Atomaria pulchra</i>	3		
<i>Atomaria sp.</i>	8		
<i>Atomaria testacea</i>	17		
<i>Atomaria turgida</i>	61		
<i>Atrecus affinis</i>	42		
<i>Aulonothroscus brevicollis</i>	28		
<i>Autalia rivularis</i>	11		
<i>Badister dilatatus</i>	1		
<i>Badister peltatus</i>	1		
<i>Badister sp.</i>	1		
<i>Baeocrara variolosa</i>	56		
<i>Batrisodes buqueti</i>	2		

<i>Batrisus formicarius</i>	1		
<i>Bembidion deletum</i>	11		
<i>Bembidion geniculatum</i>	1		
<i>Bembidion guttula</i>	1		
<i>Bembidion inustum</i>	2		
<i>Bembidion milleri</i>	3		
<i>Bembidion quadrimaculatum</i>	5		
<i>Biblopectus sp.</i>	15		
<i>Bibloporus bicolor</i>	71		
<i>Bisnius fimetarius</i>	62		
<i>Bisnius sp.</i>	1		
<i>Bitoma crenata</i>	4		
<i>Blastophagus piniperda</i>	16		
<i>Bledius longulus</i>	1		
<i>Bolitobius castaneus</i>	2		
<i>Bolitobius cingulatus</i>	2		
<i>Bolitochara bella</i>	11		
<i>Bolitochara lucida</i>	10		
<i>Bolitochara obliqua</i>	47		
<i>Brachygluta tristis</i>	3		
<i>Brachygonus megerlei</i>	2		
<i>Brachytarsus nebulosus</i>	4		
<i>Bradybatus kellneri</i>	1		
<i>Bryaxis bulbifer</i>	1		
<i>Bryaxis collaris</i>	57		
<i>Bryaxis curtisii</i>	1		
<i>Bryophacis maeklini</i>	6		
<i>Bryophacis rufus</i>	9		
<i>Bythinus burrelli</i>	50		
<i>Bythinus macropalpus</i>	5		
<i>Bythinus sp.</i>	1		
<i>Byturus tomentosus</i>	8		
<i>Caenoscelis sibirica</i>	4		
<i>Calodera aethiops</i>	1		
<i>Calodera nigrita</i>	4		
<i>Calvia decemguttata</i>	8		

<i>Calvia quatuordecimguttata</i>	1		
<i>Calyptomerus dubius</i>	1		
<i>Cantharis decipiens</i>	47		
<i>Cantharis livida</i>	9		
<i>Cantharis paradoxa</i>	17		
<i>Cantharis pellucida</i>	12		
<i>Cantharis rustica</i>	2		
<i>Cantharis sp.</i>	5		
<i>Carpelimus bilineatus</i>	5		
<i>Carpelimus corticinus</i>	60		
<i>Carpelimus pusillus</i>	27		
<i>Carpelimus sp.</i>	1		
<i>Cartodere nodifer</i>	64		
<i>Cassida viridis</i>	2		
<i>Catops coracinus</i>	2		
<i>Catops fuliginosus</i>	13		
<i>Catops neglectus</i>	1		
<i>Catops nigricans</i>	1		
<i>Catops nigriclavus</i>	1		
<i>Catops picipes</i>	1		
<i>Catops sp.</i>	15		
<i>Catops subfuscus</i>	27		
<i>Catops tristis</i>	3		
<i>Cercyon impressus</i>	5		
<i>Cercyon lateralis</i>	3		
<i>Cercyon obsoletus</i>	5		
<i>Cercyon pygmaeus</i>	1		
<i>Cercyon quisquilius</i>	9		
<i>Cercyon sp.</i>	34		
<i>Cercyon unipunctatus</i>	1		
<i>Cerylon fagi</i>	10		
<i>Cerylon ferrugineum</i>	52		
<i>Cerylon histerooides</i>	18		
<i>Cetonia aurata</i>	1	LC	
<i>Ceutorhynchus erysimi</i>	2		
<i>Ceutorhynchus napi</i>	1		

<i>Chaetocnema hortensis</i>	6		
<i>Chilocorus renipustulatus</i>	2		
<i>Choleva cisteloides</i>	49		
<i>Choleva glauca</i>	7		
<i>Choleva reitteri</i>	1		
<i>Chonostropheus seminiger</i>	1		
<i>Chrysomela aenea</i>	1		
<i>Cidnopus quercus</i>	1		
<i>Cis boleti</i>	64		
<i>Cis dentatus</i>	45		
<i>Cis fagi</i>	16		
<i>Cis glabratus</i>	33		
<i>Cis hispidus</i>	15		
<i>Cis lineatocribratus</i>	2		
<i>Cis nitidus</i>	20		
<i>Cis punctulatus</i>	17		
<i>Cis quadridens</i>	9		
<i>Clambus pallidulus</i>	70		
<i>Cleopus solani</i>	1		
<i>Clytus arietis</i>	14	LC	
<i>Colenis immunda</i>	54		
<i>Colon sp.</i>	34		
<i>Conopalpus testaceus</i>	1		
<i>Coprophilus striatulus</i>	21		
<i>Cordylepherus viridis</i>	1		
<i>Corticaria abietorum</i>	14		
<i>Corticaria elongata</i>	5		
<i>Corticaria sp.</i>	1		
<i>Corticarina lambiana</i>	4		
<i>Corticarina similata</i>	22		
<i>Corticarina sp.</i>	5		
<i>Corticeus linearis</i>	1		
<i>Corticeus unicolor</i>	26		
<i>Corticicara gibbosa</i>	26		
<i>Corymbia rubra</i>	29		
<i>Cossonus linearis</i>	1		

<i>Creophilus maxillosus</i>	1		
<i>Cryphalus abietis</i>	9		
<i>Cryphalus piceae</i>	35		
<i>Cryptarcha strigata</i>	1		
<i>Cryptolestes duplicatus</i>	1		
<i>Cryptophagus cylindrus</i>	5		
<i>Cryptophagus dentatus</i>	59		
<i>Cryptophagus intermedius</i>	5		
<i>Cryptophagus pubescens</i>	11		
<i>Cryptophagus scanicus</i>	15		
<i>Cryptophagus sp.</i>	41		
<i>Cryptopleurum minutum</i>	3		
<i>Crypturgus cinereus</i>	34		
<i>Crypturgus pusillus</i>	55		
<i>Ctenicera virens</i>	2		
<i>Curtimorda maculosa</i>	1		
<i>Cychramus luteus</i>	18		
<i>Cychramus variegatus</i>	2		
<i>Cyphea curtula</i>	24		
<i>Cyphon coarctatus</i>	4		
<i>Cyphon palustris</i>	12		
<i>Cyphon ruficeps</i>	9		
<i>Cyphon sp.</i>	1		
<i>Dacne bipustulata</i>	2		
<i>Dadobia immersa</i>	32		
<i>Dalopius marginatus</i>	61		
<i>Dasytes aeratus</i>	2		
<i>Dasytes cyaneus</i>	1		
<i>Dasytes niger</i>	1		
<i>Dasytes obscurus</i>	1		
<i>Dasytes plumbeus</i>	59		
<i>Denticollis linearis</i>	68		
<i>Denticollis rubens</i>	49		
<i>Deporaus betulae</i>	4		
<i>Deporaus seminiger</i>	3		
<i>Dermestes murinus</i>	7		

<i>Dexiogyia corticina</i>	1		
<i>Diachromus germanus</i>	35		
<i>Diaperis boleti</i>	3		
<i>Dibolia cynoglossi</i>	1		
<i>Dictyoptera aurora</i>	9		
<i>Dictyopterus aurora</i>	2		
<i>Dinaraea aequata</i>	13		
<i>Dinaraea linearis</i>	5		
<i>Diplocoelus fagi</i>	2		
<i>Dirhagus emyi</i>	1		
<i>Dirhagus lepidus</i>	9		
<i>Dirhagus pygmaeus</i>	2		
<i>Dissoleucas niveirostris</i>	5		
<i>Domene scabricollis</i>	1		
<i>Dorcatoma punctulata</i>	10		
<i>Dorcatoma sp.</i>	2		
<i>Drilus concolor</i>	45		
<i>Dromius agilis</i>	2		
<i>Dromius quadraticollis</i>	5		
<i>Dromius quadrimaculatus</i>	1		
<i>Dryocoetes autographus</i>	71		
<i>Dryocoetes villosus</i>	5		
<i>Dryophilus pusillus</i>	2		
<i>Dryophthorus corticalis</i>	15		
<i>Dryops ernesti</i>	1		
<i>Elaphrus cupreus</i>	1		
<i>Elodes marginata</i>	2		
<i>Elodes sp.</i>	4		
<i>Enalodroma hepatica</i>	11		
<i>Encephalus complicans</i>	1		
<i>Endomychus coccineus</i>	6		
<i>Enedreutes sepicola</i>	1		
<i>Enicmus brevicornis</i>	20		
<i>Enicmus rugosus</i>	70		
<i>Enicmus sp.</i>	1		
<i>Enicmus transversus</i>	13		

<i>Ennearthron cornutum</i>	25		
<i>Episernus granulatus</i>	1		
<i>Episernus striatellus</i>	2		
<i>Epuraea aestiva</i>	16		
<i>Epuraea longula</i>	54		
<i>Epuraea marseuli</i>	20		
<i>Epuraea melanocephala</i>	66		
<i>Epuraea melina</i>	4		
<i>Epuraea neglecta</i>	18		
<i>Epuraea oblonga</i>	2		
<i>Epuraea pygmaea</i>	20		
<i>Epuraea terminalis</i>	3		
<i>Epuraea unicolor</i>	26		
<i>Erichsonius cinerascens</i>	6		
<i>Ernobius abietis</i>	2		
<i>Ernobius mollis</i>	1		
<i>Ernobius sp.</i>	1		
<i>Ernoporicus fagi</i>	46		
<i>Esolus parallelepipedus</i>	1		
<i>Eubria palustris</i>	5		
<i>Eucnemis capucina</i>	6		
<i>Euconnus claviger</i>	1		
<i>Euglenes oculatus</i>	5		
<i>Euglenes pygmaeus</i>	2		
<i>Euplectus bescidicus</i>	1		
<i>Euplectus brunneus</i>	62		
<i>Euplectus decipiens</i>	11		
<i>Euplectus karsteni</i>	12		
<i>Euplectus nanus</i>	1		
<i>Euplectus piceus</i>	18		
<i>Euplectus punctatus</i>	3		
<i>Euplectus sp.</i>	7		
<i>Euplectus sparsus</i>	21		
<i>Euplectus tholini</i>	1		
<i>Euryptilium saxonicum</i>	1		
<i>Euryusa castanoptera</i>	35		

<i>Euryusa pipitzi</i>	57		
<i>Eusphalerum limbatum</i>	17		
<i>Eusphalerum luteum</i>	51		
<i>Eusphalerum marshami</i>	4		
<i>Eusphalerum robustum</i>	4		
<i>Eusphalerum semicoleoptratum</i>	2		
<i>Eusphalerum signatum</i>	1		
<i>Eusphalerum sp.</i>	2		
<i>Eusphalerum tenenbaumi</i>	3		
<i>Eutrichapion punctiger</i>	2		
<i>Eutrichapion viciae</i>	1		
<i>Falagrioma thoracica</i>	1		
<i>Gabrius astutus</i>	16		
<i>Gabrius breviventer</i>	2		
<i>Gabrius sp.</i>	11		
<i>Gabrius splendidulus</i>	69		
<i>Gaurotes virginea</i>	3	LC	
<i>Geostiba circellaris</i>	1		
<i>Glischrochilus hortensis</i>	2		
<i>Glischrochilus quadriguttatus</i>	2		
<i>Gnathoncus buyssoni</i>	3		
<i>Gnathotrichus materiarius</i>	1		
<i>Grammoptera ruficornis</i>	14	LC	
<i>Grynobius planus</i>	7		
<i>Gyrohypnus angustatus</i>	18		
<i>Gyrophæna affinis</i>	10		
<i>Gyrophæna angustata</i>	54		
<i>Gyrophæna bihamata</i>	2		
<i>Gyrophæna boleti</i>	51		
<i>Gyrophæna congrua</i>	3		
<i>Gyrophæna fasciata</i>	5		
<i>Gyrophæna gentilis</i>	40		
<i>Gyrophæna joyioides</i>	9		
<i>Gyrophæna obsoleta</i>	1		
<i>Gyrophæna poweri</i>	4		
<i>Gyrophæna sp.</i>	47		

<i>Gyrophana strictula</i>	32		
<i>Habrocerus capillaricornis</i>	35		
<i>Hallomenus axillaris</i>	19		
<i>Hallomenus binotatus</i>	33		
<i>Halyzia sedecimguttata</i>	49		
<i>Haploglossa villosula</i>	68		
<i>Haplotarsus incanus</i>	1		
<i>Harmonia axyridis</i>	2		
<i>Harpalus laevipes</i>	2		
<i>Hedobia imperialis</i>	37		
<i>Helodes sp.</i>	3		
<i>Helophorus flavipes</i>	12		
<i>Hemicrepidius hirtus</i>	62		
<i>Heterothops sp.</i>	1		
<i>Hister unicolor</i>	2		
<i>Holobus apicatus</i>	60		
<i>Holobus flavicornis</i>	5		
<i>Homalota plana</i>	1		
<i>Homoeusa acuminata</i>	22		
<i>Hydnobius multistriatus</i>	11		
<i>Hydraena sp.</i>	6		
<i>Hydrobius fuscipes</i>	2		
<i>Hylastes angustatus</i>	4		
<i>Hylastes attenuatus</i>	1		
<i>Hylastes cunicularius</i>	51		
<i>Hylecoetus dermestoides</i>	59		
<i>Hylesinus oleiperda</i>	42		
<i>Hylis cariniceps</i>	44		
<i>Hylis foveicollis</i>	23		
<i>Hylis olexai</i>	28		
<i>Hylis procerulus</i>	25		
<i>Hylobius abietis</i>	1		
<i>Hylurgops palliatus</i>	14		
<i>Hypoganus inunctus</i>	13		
<i>Illyobates nigracollis</i>	1		
<i>Ips typographus</i>	7		

<i>Ischnoglossa prolixa</i>	6		
<i>Kateretes pedicularius</i>	1		
<i>Laccobius minutus</i>	1		
<i>Laemophloeus monilis</i>	2		
<i>Lagria hirta</i>	3		
<i>Lampyris noctiluca</i>	2		
<i>Lasiorynchites olivaceus</i>	4		
<i>Latridius hirtus</i>	29		
<i>Latridius minutus</i>	5		
<i>Leiodes flavicornis</i>	50		
<i>Leiodes litura</i>	5		
<i>Leiodes oblonga</i>	11		
<i>Leiodes polita</i>	23		
<i>Leiodes sp.</i>	10		
<i>Leiopus nebulosus</i>	4	LC	
<i>Leperisinus fraxini</i>	26		
<i>Leperisinus orni</i>	7		
<i>Leptophloeus alternans</i>	5		
<i>Leptoplectus spinolae</i>	3		
<i>Leptura aurulenta</i>	1	NT	
<i>Leptura maculata</i>	10		
<i>Leptusa fumida</i>	11		
<i>Leptusa pulchella</i>	71		
<i>Leptusa ruficollis</i>	38		
<i>Lesteva longoelytrata</i>	48		
<i>Lilioceris merdigera</i>	1		
<i>Limnius perrisi</i>	1		
<i>Limodromus assimilis</i>	3		
<i>Liodopria serricornis</i>	45		
<i>Liogluta longiuscula</i>	30		
<i>Liogluta microptera</i>	30		
<i>Liophloeus tessulatus</i>	2		
<i>Liotrichus affinis</i>	1		
<i>Lissodema cursor</i>	2		
<i>Litargus connexus</i>	4		
<i>Lopherus rubens</i>	4		

<i>Lordithon exoletus</i>	5		
<i>Lordithon lunulatus</i>	46		
<i>Lordithon thoracicus</i>	3		
<i>Lordithon trinotatus</i>	12		
<i>Magdalis cerasi</i>	1		
<i>Malthinus facialis</i>	35		
<i>Malthinus fasciatus</i>	1		
<i>Malthinus punctatus</i>	26		
<i>Malthinus seriepunctatus</i>	22		
<i>Malthodes dispar</i>	2		
<i>Malthodes fuscus</i>	4		
<i>Malthodes guttifer</i>	1		
<i>Malthodes hexacanthus</i>	1		
<i>Malthodes marginatus</i>	5		
<i>Malthodes mysticus</i>	4		
<i>Malthodes sp.</i>	40		
<i>Malthodes spathifer</i>	1		
<i>Margarinotus striola</i>	26		
<i>Mecinus labilis</i>	1		
<i>Medon apicalis</i>	14		
<i>Medon sp.</i>	1		
<i>Megarthus depressus</i>	7		
<i>Megarthus posseni</i>	1		
<i>Megarthus sp.</i>	1		
<i>Megasternum obscurum</i>	37		
<i>Melandrya caraboides</i>	19		
<i>Melanotus castanipes</i>	69		
<i>Melasis buprestoides</i>	24		
<i>Meligethes aeneus</i>	15		
<i>Meligethes denticulatus</i>	6		
<i>Meligethes sp.</i>	3		
<i>Meotica sp.</i>	7		
<i>Mesocoelopus niger</i>	1		
<i>Mesosa nebulosa</i>	2	LC	
<i>Metacantharis clypeata</i>	1		
<i>Metacanthris discoidea</i>	1		

<i>Micrambe abietis</i>	4		
<i>Microscydus minimus</i>	38		
<i>Migneauxia orientalis</i>	1		
<i>Molops piceus</i>	1		
<i>Molorchus minor</i>	12	LC	
<i>Monotoma angusticollis</i>	1		
<i>Monotoma brevicollis</i>	2		
<i>Monotoma longicollis</i>	2		
<i>Mordellistena humeralis</i>	57		
<i>Mordellistena neuwaldeggiana</i>	17		
<i>Mordellistena variegata</i>	38		
<i>Mycetina cruciata</i>	9		
<i>Mycetochara linearis</i>	7		
<i>Mycetophagus atomarius</i>	7		
<i>Mycetophagus quadripustulatus</i>	2		
<i>Mycetophagus salicis</i>	2		
<i>Mycetoporus lepidus</i>	11		
<i>Mycetoporus niger</i>	22		
<i>Mycetoporus punctus</i>	7		
<i>Mycetoporus rufescens</i>	1		
<i>Mycetoporus sp.</i>	1		
<i>Myllaena dubia</i>	1		
<i>Myllaena intermedia</i>	1		
<i>Myrmecocephalus concinna</i>	1		
<i>Nacerdes carniolica</i>	11		
<i>Nargus wilkini</i>	17		
<i>Nebria brevicollis</i>	1		
<i>Necrophorus humator</i>	6		
<i>Necrophorus vespilloides</i>	1		
<i>Nehemitropia lividipennis</i>	11		
<i>Nemosoma elongatum</i>	5		
<i>Neogalerucella lineola</i>	1		
<i>Nephus bipunctatus</i>	2		
<i>Neuraphes carinatus</i>	8		
<i>Neuraphes elongatulus</i>	25		
<i>Neuraphes plicicollis</i>	16		

<i>Neuraphes praeteritus</i>	5		
<i>Neuraphes rubicundus</i>	37		
<i>Neuraphes ruthenus</i>	2		
<i>Neuraphes sp.</i>	1		
<i>Nosodendron fasciculare</i>	7		
<i>Nothodes parvulus</i>	2		
<i>Nudobius lentus</i>	4		
<i>Oberea pupillata</i>	3	LC	
<i>Obrium brunneum</i>	7	LC	
<i>Ocalea rivularis</i>	65		
<i>Ocalea sp.</i>	6		
<i>Ochthebius gibbosus</i>	2		
<i>Octotemnus glabriculus</i>	71		
<i>Odonteus armiger</i>	1		
<i>Oedemera femoralis</i>	1		
<i>Oedemera tristis</i>	5		
<i>Oiceoptoma thoracica</i>	2		
<i>Oligota pusillima</i>	1		
<i>Omalisus fontisbellaquaei</i>	10		
<i>Omalium caesum</i>	28		
<i>Omalium rivulare</i>	37		
<i>Omalium septentrionis</i>	1		
<i>Omosita colon</i>	1		
<i>Omosita depressa</i>	1		
<i>Ontholestes tessellatus</i>	1		
<i>Onthophagus coenobita</i>	1		
<i>Onthophagus fracticornis</i>	2		
<i>Onthophagus nuchicornis</i>	1		
<i>Onthophagus ovatus</i>	2		
<i>Onthophagus vacca</i>	1		
<i>Oomorplus concolor</i>	2		
<i>Ootypus globosus</i>	4		
<i>Orchesia micans</i>	2		
<i>Orchesia minor</i>	37		
<i>Orchesia undulata</i>	18		
<i>Orthocis alni</i>	23		

<i>Orthocis festivus</i>	66		
<i>Orthocis sp.</i>	1		
<i>Orthoperus atomus</i>	19		
<i>Orthotomicus laricis</i>	1		
<i>Othius laeviusculus</i>	5		
<i>Othius subuliformis</i>	5		
<i>Otiorhynchus fuscipes</i>	2		
<i>Otiorhynchus singularis</i>	7		
<i>Otiorhynchus tenebricosus</i>	5		
<i>Oulema gallaeciana</i>	1		
<i>Oulema melanopus</i>	1		
<i>Oxypoda acuminata</i>	39		
<i>Oxypoda alternans</i>	37		
<i>Oxypoda brevicornis</i>	19		
<i>Oxypoda flavicornis</i>	9		
<i>Oxypoda longipes</i>	5		
<i>Oxypoda opaca</i>	1		
<i>Oxypoda sp.</i>	4		
<i>Oxypoda spectabilis</i>	2		
<i>Oxyporus maxillosus</i>	8		
<i>Oxytelus laqueatus</i>	1		
<i>Oxytelus migrator</i>	2		
<i>Pachytodes cerambyciformis</i>	8	LC	
<i>Paederus fuscipes</i>	2		
<i>Paratachys bistriatus</i>	9		
<i>Parocyusa longitarsis</i>	3		
<i>Paromalus flavicornis</i>	8		
<i>Paromalus parallelepipedus</i>	6		
<i>Pediacus depressus</i>	1		
<i>Philonthus addendus</i>	6		
<i>Philonthus atratus</i>	8		
<i>Philonthus carbonarius</i>	8		
<i>Philonthus cognatus</i>	13		
<i>Philonthus coruscus</i>	1		
<i>Philonthus decorus</i>	55		
<i>Philonthus fimetarius</i>	3		

<i>Philonthus laminatus</i>	4		
<i>Philonthus mannerheimi</i>	1		
<i>Philonthus marginatus</i>	20		
<i>Philonthus politus</i>	14		
<i>Philonthus sanguinolentus</i>	7		
<i>Philonthus sp.</i>	2		
<i>Philonthus spinipes</i>	1		
<i>Philonthus splendens</i>	2		
<i>Philonthus succicola</i>	60		
<i>Philonthus temporalis</i>	13		
<i>Philonthus tenuicornis</i>	35		
<i>Philonthus varians</i>	1		
<i>Phloeonomus pusillus</i>	15		
<i>Phloeopora corticalis</i>	40		
<i>Phloeopora opaca</i>	1		
<i>Phloeopora testacea</i>	15		
<i>Phlonthus splendens</i>	1		
<i>Phthorophloeus spinulosus</i>	1		
<i>Phyllobius calcaratus</i>	19		
<i>Phyllobius oblongus</i>	1		
<i>Phyllodrepa linearis</i>	20		
<i>Phyllodrepa nigra</i>	1		
<i>Phyllodrepa puberula</i>	2		
<i>Phyllopertha horticola</i>	2		
<i>Phymatodes testaceus</i>	5	LC	
<i>Phytoecia cylindrica</i>	3	LC	
<i>Pityogenes chalcographus</i>	39		
<i>Pityophagus ferrugineus</i>	20		
<i>Pityophthorus pityographus</i>	12		
<i>Placusa complanata</i>	4		
<i>Placusa tachyporoides</i>	1		
<i>Plataraea complanata</i>	1		
<i>Plataraea dubiosa</i>	18		
<i>Plataraea elegans</i>	1		
<i>Plathystethus arenarius</i>	1		
<i>Platycerus caraboides</i>	52	LC	

<i>Platycis cosnardi</i>	8		
<i>Platydracus chaltocephalus</i>	1		
<i>Platydracus latebricola</i>	1		
<i>Platynaspis luteorubra</i>	1		
<i>Platynus cosnardi</i>	1		
<i>Platypus cylindrus</i>	1		
<i>Platyrrhinus resinosus</i>	1		
<i>Platystethus arenarius</i>	12		
<i>Platystethus nitens</i>	9		
<i>Plectophloeus erichsoni</i>	14		
<i>Plectophloeus fischeri</i>	44		
<i>Plectophloeus jureceki</i>	1		
<i>Plectophloeus nubigena</i>	12		
<i>Plegaderus vulneratus</i>	1		
<i>Pocadius adustus</i>	7		
<i>Pocadius ferrugineus</i>	3		
<i>Podabrus alpinus</i>	10		
<i>Pogonocherus hispidulus</i>	2	LC	
<i>Pogonocherus hispidus</i>	7	LC	
<i>Polydrusus aeratus</i>	6		
<i>Polydrusus formosus</i>	1		
<i>Polydrusus impar</i>	7		
<i>Polydrusus mollis</i>	1		
<i>Polydrusus pallidus</i>	4		
<i>Polydrusus pterygomalis</i>	38		
<i>Polydrusus undatus</i>	10		
<i>Polygraphus poligraphus</i>	19		
<i>Prionocyphon serricornis</i>	4		
<i>Propylea quatuordecimpunctata</i>	1		
<i>Protapion fulvipes</i>	5		
<i>Proteinus atomarius</i>	24		
<i>Proteinus crenulatus</i>	1		
<i>Proteinus ovalis</i>	27		
<i>Pseudomedon obsoletus</i>	2		
<i>Pseudomicrodota jelineki</i>	7		
<i>Pteleobius vittatus</i>	3		

<i>Ptenidium fuscicorne</i>	1		
<i>Ptenidium sp.</i>	54		
<i>Ptenidium turgidum</i>	43		
<i>Pteryngium crenatum</i>	39		
<i>Pteryx suturalis</i>	13		
<i>Ptilinus pectinicornis</i>	69		
<i>Ptilium sp.</i>	1		
<i>Ptinella limbata</i>	1		
<i>Ptomaphagus sericatus</i>	1		
<i>Ptomaphagus sp.</i>	2		
<i>Ptomaphagus subvillosus</i>	1		
<i>Ptomaphagus varicornis</i>	8		
<i>Pyrochroa coccinea</i>	8		
<i>Pyrochroa serraticornis</i>	2		
<i>Pyropterus nigroruber</i>	11		
<i>Pyrrhidium sanguineum</i>	1	LC	
<i>Quedius cinctus</i>	20		
<i>Quedius cruentus</i>	1		
<i>Quedius curtipennis</i>	1		
<i>Quedius fumatus</i>	53		
<i>Quedius limbatus</i>	7		
<i>Quedius lucidulus</i>	14		
<i>Quedius maurus</i>	7		
<i>Quedius mesomelinus</i>	26		
<i>Quedius plagiatus</i>	6		
<i>Quedius puncticollis</i>	3		
<i>Quedius scitus</i>	1		
<i>Quedius sp.</i>	8		
<i>Quedius xanthopus</i>	2		
<i>Rhagium inquisitor</i>	1	LC	
<i>Rhagium mordax</i>	11	LC	
<i>Rhagonycha fulva</i>	15		
<i>Rhagonycha lignosa</i>	63		
<i>Rhagonycha lutea</i>	2		
<i>Rhagonycha sp.</i>	4		
<i>Rhagonycha translucida</i>	46		

<i>Rhaphitropis marchicus</i>	1		
<i>Rhizophagus bipustulatus</i>	41		
<i>Rhizophagus cribratus</i>	3		
<i>Rhizophagus dispar</i>	42		
<i>Rhizophagus ferrugineus</i>	3		
<i>Rhizophagus nitidulus</i>	51		
<i>Rhizophagus perforatus</i>	64		
<i>Rhopalocерina clavigera</i>	11		
<i>Rhynchaenus fagi</i>	71		
<i>Rhyncolus ater</i>	1		
<i>Ropalodontus perforatus</i>	1		
<i>Rugilus angustatus</i>	2		
<i>Rugilus mixtus</i>	20		
<i>Rugilus rufipes</i>	9		
<i>Salpingus planirostris</i>	61		
<i>Salpingus ruficollis</i>	67		
<i>Scaphidium quadrimaculatum</i>	37		
<i>Scaphisoma agaricinum</i>	19		
<i>Scaphisoma boleti</i>	25		
<i>Scaphisoma obenbergeri</i>	2		
<i>Schizotus pectinicornis</i>	17		
<i>Sciaphilus asperatus</i>	4		
<i>Sciodrepoides fumatus</i>	45		
<i>Sciodrepoides watsoni</i>	46		
<i>Scolytus carpini</i>	7		
<i>Scolytus intricatus</i>	1		
<i>Scolytus ratzeburgi</i>	3		
<i>Scopaeus laevigatus</i>	35		
<i>Scopaeus sp.</i>	6		
<i>Scopaeus sulcicollis</i>	2		
<i>Scydmaenus perrisii</i>	1		
<i>Scydmorephes helvolus</i>	1		
<i>Scymnus abietis</i>	1		
<i>Scymnus impexus</i>	1		
<i>Sepedophilus bipunctatus</i>	4		
<i>Sepedophilus littoreus</i>	26		

<i>Sepedophilus testaceus</i>	7		
<i>Serica brunna</i>	43		
<i>Sericoderus lateralis</i>	6		
<i>Sericus subaeneus</i>	1		
<i>Sermylassa halensis</i>	1		
<i>Serropalpus barbatus</i>	18		
<i>Siagonum quadricorne</i>	9		
<i>Silusa rubiginosa</i>	1		
<i>Silvanoprus fagi</i>	10		
<i>Silvanus bidentatus</i>	2		
<i>Silvanus unidentatus</i>	3		
<i>Sitona lepidus</i>	2		
<i>Sitona lineatus</i>	1		
<i>Soronia grisea</i>	11		
<i>Sphaeridium lunatum</i>	1		
<i>Sphaeridium scarabaeoides</i>	1		
<i>Sphaeridium sp.</i>	10		
<i>Sphindus dubius</i>	7		
<i>Staphylinus fossor</i>	1		
<i>Stelidota geminata</i>	26		
<i>Stenichnus bicolor</i>	25		
<i>Stenichnus collaris</i>	3		
<i>Stenichnus scutellaris</i>	10		
<i>Stenocorus meridianus</i>	5	LC	
<i>Stenolophus teutonius</i>	3		
<i>Stenostola dubia</i>	1	LC	
<i>Stenurella melanura</i>	1	LC	
<i>Stenus boops</i>	1		
<i>Stenus fossulatus</i>	13		
<i>Stephostethus alternans</i>	70		
<i>Stephostethus angusticollis</i>	5		
<i>Stephostethus rugicollis</i>	22		
<i>Strophosoma melanogrammum</i>	1		
<i>Sulcaxis affinis</i>	5		
<i>Sulcaxis fronticornis</i>	2		
<i>Symbiotes armatus</i>	1		

<i>Symbiotes gibberosus</i>	3		
<i>Synchita humeralis</i>	7		
<i>Syntomium aeneum</i>	18		
<i>Syntomus aeneus</i>	5		
<i>Tachinus corticinus</i>	4		
<i>Tachinus elongatus</i>	1		
<i>Tachinus fimetarius</i>	1		
<i>Tachinus humeralis</i>	1		
<i>Tachinus laticollis</i>	20		
<i>Tachinus lignorum</i>	1		
<i>Tachinus marginellus</i>	3		
<i>Tachinus pallipes</i>	37		
<i>Tachinus proximus</i>	14		
<i>Tachinus rufipes</i>	10		
<i>Tachinus sp.</i>	5		
<i>Tachinus subterraneus</i>	14		
<i>Tachyporus chrysomelinus</i>	1		
<i>Tachyporus nitidulus</i>	13		
<i>Tachyporus solutus</i>	1		
<i>Tachyusa exarata</i>	1		
<i>Tachyusa sp.</i>	1		
<i>Taphrorychus bicolor</i>	58		
<i>Tetropium castaneum</i>	4	LC	
<i>Tetropium fuscum</i>	3	LC	
<i>Thanasimus formicarius</i>	11		
<i>Thanatophilus sinuatus</i>	2		
<i>Thecturota marchii</i>	1		
<i>Throscus dermestoides</i>	1		
<i>Tillus elongatus</i>	14		
<i>Tinotus morion</i>	3		
<i>Tomoxia bucephala</i>	25		
<i>Trachodes hispidus</i>	2		
<i>Trachys scrobiculatus</i>	1		
<i>Trechus quadristriatus</i>	9		
<i>Trechus sp.</i>	2		
<i>Trichonyx sulcicollis</i>	10		

<i>Trichophya pilicornis</i>	9		
<i>Trichotichnus laevicollis</i>	6		
<i>Trichotichnus nitens</i>	2		
<i>Trimium brevicorne</i>	38		
<i>Triplax lepida</i>	1		
<i>Tritoma bipustulata</i>	15		
<i>Trixagus dermestoides</i>	7		
<i>Trixagus meyhohmi</i>	1		
<i>Trixagus sp.</i>	3		
<i>Tychus niger</i>	12		
<i>Uleiota planata</i>	4		
<i>Valgus hemipterus</i>	2	LC	
<i>Vincenzellus ruficollis</i>	56		
<i>Wagaicis wagai</i>	32		
<i>Xantholinus laevigatus</i>	1		
<i>Xestobium plumbeum</i>	20		
<i>Xyleborus dispar</i>	10		
<i>Xyleborus dryographus</i>	1		
<i>Xyleborus germanus</i>	71		
<i>Xyleborus monographus</i>	1		
<i>Xyleborus peregrinus</i>	1		
<i>Xyleborus saxeseni</i>	13		
<i>Xylechinus pilosus</i>	25		
<i>Xylocleptes bispinus</i>	3		
<i>Xylodrepa quadrimaculata</i>	1		
<i>Xylodromus concinnus</i>	1		
<i>Xylodromus depressus</i>	2		
<i>Xylodromus testaceus</i>	1		
<i>Xylostiba bosnicus</i>	1		
<i>Xyloterus domesticus</i>	19		
<i>Xyloterus lineatus</i>	20		
<i>Xyloterus signatus</i>	30		
<i>Zyras cognatus</i>	18		
<i>Zyras collaris</i>	2		
<i>Zyras haworthi</i>	4		
<i>Zyras humeralis</i>	3		

Zyras lugens	5		
--------------	---	--	--

## Vollständige Artenliste – Saprophytische Pilze

**Tabelle 2:** Saprophytische Pilze: Artenliste aller gefundenen Arten in alphabetischer Reihenfolge. Am Ende der Tabelle stehen, grau hinterlegt, die unsicher bestimmten Arten.

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Agrocybe firma</i>	1	VU	4
<i>Amphinema byssoides</i>	10	LC	
<i>Amylostereum areolatum</i>	1	NT	
<i>Amylostereum chailletii</i>	6	LC	
<i>Amylostereum laevigatum</i>	1	VU	4
<i>Antrodia serialis</i>	19	LC	
<i>Antrodiella citrinella</i>	6	NE	
<i>Antrodiella faginea</i>	1	NE	
<i>Antrodiella hoehnelii</i>	1	LC	
<i>Antrodiella onychoides</i>	1	DD	
<i>Armillaria gallica</i>	1	LC	
<i>Armillaria mellea</i>	5	LC	
<i>Armillaria ostoyae</i>	1	LC	
<i>Artomyces pyxidatus</i>	1	VU	4
<i>Ascocoryne cylichnium</i>	34	LC	
<i>Ascocoryne inflata</i>	3	NE	
<i>Ascocoryne sarcoides</i>	15	LC	
<i>Ascocoryne solitaria</i>	1	NE	
<i>Ascotremella faginea</i>	1	LC	
<i>Athelia decipiens</i>	12	LC	
<i>Athelia epiphylla</i>	22	LC	
<i>Athelia fibulata</i>	1	LC	
<i>Athelia teutoburgensis</i>	2	NE	
<i>Athelopsis glaucina</i>	13	DD	
<i>Athelopsis lembospora</i>	2	NE	
<i>Athelopsis subinconspicua</i>	7	DD	
<i>Auricularia mesenterica</i>	7	LC	
<i>Auriporia aurulenta</i>	1	DD	
<i>Baeospora myriadophylla</i>	1	LC	
<i>Basidioidendron caesiocinereum</i>	28	LC	
<i>Basidioidendron eyrei</i>	5	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Biscogniauxia mediterranea</i>	1	DD	
<i>Bjerkandera adusta</i>	12	LC	
<i>Bjerkandera fumosa</i>	7	LC	
<i>Boidinia furfuracea</i>	3	VU	4
<i>Botrybasidium aureum</i>	30	LC	
<i>Botrybasidium candicans</i>	5	LC	
<i>Botrybasidium conspersum</i>	14	LC	
<i>Botrybasidium laeve</i>	6	LC	
<i>Botrybasidium pruinaum</i>	7	LC	
<i>Botrybasidium subcoronatum</i>	19	LC	
<i>Botrybasidium vagum</i>	1	LC	
<i>Brevicellicium olivascens</i>	3	LC	
<i>Byssocorticium caeruleum</i>	1	NE	
<i>Callistosporium pinicola</i>	2	NE	
<i>Calocera cornea</i>	4	LC	
<i>Calocera viscosa</i>	3	LC	
<i>Camarops tubulina</i>	7	NE	
<i>Ceraceomyces microsporus</i>	1	DD	
<i>Ceriporia aurantiocarnescens</i>	6	NE	
<i>Ceriporia excelsa</i>	12	LC	
<i>Ceriporia mellita</i>	1	NE	
<i>Ceriporia purpurea</i>	5	LC	
<i>Ceriporia reticulata</i>	6	LC	
<i>Ceriporia viridans</i>	7	LC	
<i>Ceriporiopsis gilvescens</i>	1	EN	3
<i>Cerocorticium hiemale</i>	1	DD	
<i>Cerocorticium sulphureoisabellinum</i>	2	NE	
<i>Cerrena unicolor</i>	1	LC	
<i>Chlorociboria aeruginascens</i>	2	LC	
<i>Chondrostereum purpureum</i>	2	LC	
<i>Cinereomyces lindbladii</i>	2	LC	
<i>Clavulicium delectabile</i>	1	NE	
<i>Clavulicium macounii</i>	2	EN	2
<i>Climacocystis borealis</i>	1	LC	
<i>Clitocybula lacerata</i>	2	LC	
<i>Clitopilus hobsonii</i>	7	LC	
<i>Coniophora puteana</i>	3	LC	
<i>Conocybe digitalina</i>	1	LC	
<i>Conocybe digitalina</i>	1	LC	
<i>Conocybe pilosella</i>	1	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Coprinus disseminatus</i>	1	LC	
<i>Coprinus micaceus</i>	2	LC	
<i>Coriolopsis gallica</i>	18	LC	
<i>Creolophus cirrhatus</i>	1	VU	4
<i>Crepidotus applanatus</i>	11	LC	
<i>Crepidotus caspari</i>	1	LC	
<i>Crepidotus cesatii</i>	3	LC	
<i>Crepidotus luteolus</i>	1	LC	
<i>Crepidotus mollis</i>	5	LC	
<i>Crepidotus subverrucisporus</i>	2	LC	
<i>Crustomyces subabruptus</i>	1	DD	
<i>Cylindrobasidium laeve</i>	3	LC	
<i>Dacrymyces lacrymalis</i>	1	DD	
<i>Dacrymyces stillatus</i>	4	LC	
<i>Dacrymyces tortus</i>	2	DD	
<i>Dacryobolus sudans</i>	2	VU	4
<i>Daedaleopsis tricolor</i>	1	LC	
<i>Datronia mollis</i>	18	LC	
<i>Diatrype flavovirens</i>	1	DD	
<i>Diatrypella favacea</i>	1	LC	
<i>Diplocarpa bloxamii</i>	2	DD	
<i>Entoloma (Ino.) conferendum</i>	2	LC	
<i>Eutypa lata</i>	1	DD	
<i>Eutypa maura</i>	1	LC	
<i>Eutypa spinosa</i>	17	DD	
<i>Eutypella quaternata</i>	1	NE	
<i>Exidia plana</i>	4	LC	
<i>Exidia thuretiana</i>	1	LC	
<i>Exidiopsis calcea</i>	1	LC	
<i>Exidiopsis effusa</i>	7	LC	
<i>Exidiopsis grisea</i>	1	LC	
<i>Flagelloscypha minutissima</i>	3	LC	
<i>Flammulaster limulatus</i>	6	VU	4
<i>Flammulina velutipes</i>	2	LC	
<i>Fomes fomentarius</i>	14	LC	
<i>Fomitopsis pinicola</i>	30	LC	
<i>Galerina heimansii</i>	1	DD	
<i>Galerina marginata</i>	4	LC	
<i>Galerina sideroides</i>	3	LC	
<i>Galerina triscopa</i>	4	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Galzinia incrustans</i>	1	VU	4
<i>Ganoderma lipsiense</i>	12	LC	
<i>Gloeocystidiellum clavuligerum</i>	5	LC	
<i>Gloeocystidiellum lactescens</i>	4	VU	4
<i>Gloeophyllum abietinum</i>	3	LC	
<i>Gloeophyllum odoratum</i>	13	LC	
<i>Gloeophyllum sepiarium</i>	1	LC	
<i>Gloeoporus pannocinctus</i>	1	DD	
<i>Gymnopilus bellulus</i>	1	LC	
<i>Gymnopilus penetrans</i>	6	LC	
<i>Hapalopilus rutilans</i>	1	LC	
<i>Helicogloea lagerheimii</i>	7	DD	
<i>Helicogloea vestita</i>	1	NE	
<i>Henningsomyces candidus</i>	17	LC	
<i>Henningsomyces puber</i>	3	DD	
<i>Heterobasidion annosum</i>	14	LC	
<i>Heterochaetella dubia</i>	11	DD	
<i>Hohenbuehelia auriscalpium</i>	1	VU	4
<i>Hydropus atramentosus</i>	1	EN	3
<i>Hymenochaete cruenta</i>	1	VU	3
<i>Hymenochaete rubiginosa</i>	1	LC	
<i>Hyphoderma argillaceum</i>	27	LC	
<i>Hyphoderma incrustatum</i>	8	NE	
<i>Hyphoderma involutum</i>	1	NE	
<i>Hyphoderma mutatum</i>	4	LC	
<i>Hyphoderma obtusifforme</i>	1	NE	
<i>Hyphoderma obtusum</i>	1	DD	
<i>Hyphoderma pallidum</i>	5	LC	
<i>Hyphoderma praetermissum</i>	28	LC	
<i>Hyphoderma probatum</i>	1	NE	
<i>Hyphoderma puberum</i>	4	LC	
<i>Hyphoderma setigerum</i>	2	LC	
<i>Hyphoderma tsugae</i>	1	DD	
<i>Hyphodermella rosae</i>	2	NE	
<i>Hyphodontia abieticola</i>	1	VU	4
<i>Hyphodontia alutacea</i>	1	LC	
<i>Hyphodontia alutaria</i>	12	LC	
<i>Hyphodontia arguta</i>	6	LC	
<i>Hyphodontia aspera</i>	4	LC	
<i>Hyphodontia cineracea</i>	3	NT	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Hyphodontia crustosa</i>	6	LC	
<i>Hyphodontia nespori</i>	7	LC	
<i>Hyphodontia pallidula</i>	9	LC	
<i>Hyphodontia sambuci</i>	19	LC	
<i>Hyphodontia spathulata</i>	16	VU	4
<i>Hypholoma capnoides</i>	1	LC	
<i>Hypholoma fasciculare</i>	9	LC	
<i>Hypholoma sublateritium</i>	1	LC	
<i>Hypochnicium erikssonii</i>	1	LC	
<i>Hypochnicium geogenium</i>	2	LC	
<i>Hypochnicium polonense</i>	22	LC	
<i>Hypochnicium vellereum</i>	2	NT	
<i>Hypochnus fuisporus</i>	2	NE	
<i>Hypoxylon cercidicolum</i>	2	NE	
<i>Hypoxylon cohaerens</i>	23	NE	
<i>Hypoxylon confluens</i>	2	NE	
<i>Hypoxylon fragiforme</i>	19	LC	
<i>Hypoxylon fuscum</i>	1	LC	
<i>Hypoxylon julianii</i>	1	NE	
<i>Hypoxylon macrocarpum</i>	6	NE	
<i>Hypoxylon perforatum</i>	1	NE	
<i>Hypoxylon petriniae</i>	1	NE	
<i>Hypoxylon rubiginosum</i>	23	LC	
<i>Hypoxylon serpens</i>	11	EN	3
<i>Hypoxylon vogesiacum</i>	4	NE	
<i>Inocybe petiginosa</i>	3	LC	
<i>Inonotus nodulosus</i>	2	LC	
<i>Irpex lacteus</i>	11	LC	
<i>Ischnoderma benzoinum</i>	8	LC	
<i>Ischnoderma resinosum</i>	1	EN	3
<i>Jaapia ochroleuca</i>	1	DD	
<i>Junghuhnia nitida</i>	10	LC	
<i>Kuehneromyces mutabilis</i>	4	LC	
<i>Laccaria amethystina</i>	1	LC	
<i>Lactarius subdulcis</i>	1	LC	
<i>Lasiosphaeria hirsuta</i>	2	NE	
<i>Lasiosphaeria ovina</i>	2	LC	
<i>Lasiosphaeria spermoides</i>	18	LC	
<i>Lasiosphaeria strigosa</i>	1	NE	
<i>Laxitextum bicolor</i>	5	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Lentaria mucida</i>	4	NE	
<i>Lentinus adhaerens</i>	1	LC	
<i>Lenzites betulina</i>	1	LC	
<i>Leptosporomyces roseus</i>	5	NE	
<i>Litschauerella clematidis</i>	2	VU	4
<i>Lopharia spadicea</i>	4	LC	
<i>Luellia recondita</i>	1	DD	
<i>Lycoperdon pyriforme</i>	2	LC	
<i>Marasmius alliaceus</i>	10	LC	
<i>Megacollybia platyphylla</i>	3	LC	
<i>Melanamphora spinifera</i>	1	NE	
<i>Melanotus horizontalis</i>	1	DD	
<i>Merismodes anomala</i>	3	LC	
<i>Meruliopsis corium</i>	1	LC	
<i>Merulius tremellosus</i>	6	LC	
<i>Mucidula mucida</i>	3	LC	
<i>Mucronella bresadolae</i>	1	LC	
<i>Mucronella calva</i>	2	VU	4
<i>Mucronella flava</i>	1	NE	
<i>Mutinus caninus</i>	1	LC	
<i>Mycena abramsii</i>	1	LC	
<i>Mycena acicula</i>	1	LC	
<i>Mycena algeriensis</i>	1	DD	
<i>Mycena amicta</i>	2	LC	
<i>Mycena crocata</i>	2	LC	
<i>Mycena filopes</i>	1	LC	
<i>Mycena galericulata</i>	9	LC	
<i>Mycena galopus</i>	1	LC	
<i>Mycena haematopus</i>	21	LC	
<i>Mycena hiemalis</i>	6	LC	
<i>Mycena leptcephala</i>	2	LC	
<i>Mycena metata</i>	1	LC	
<i>Mycena mirata</i>	7	LC	
<i>Mycena pseudocorticola</i>	1	LC	
<i>Mycena renati</i>	4	LC	
<i>Mycena rubromarginata</i>	1	LC	
<i>Mycena silvae-nigrae</i>	1	LC	
<i>Mycena speirea</i>	16	LC	
<i>Mycena stipata</i>	3	LC	
<i>Mycena supina</i>	1	DD	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Mycena zephrus</i>	1	LC	
<i>Mycoacia aurea</i>	5	NT	
<i>Mycoacia nothofagi</i>	1	DD	
<i>Mycoacia uda</i>	1	LC	
<i>Myxarium sphaerosporum</i>	2	DD	
<i>Myxarium subhyalinum</i>	3	DD	
<i>Ombrophila pura</i>	4	LC	
<i>Oxyporus latemarginatus</i>	1	EN	3
<i>Paullicorticium allantosporum</i>	1	DD	
<i>Paullicorticium ansatum</i>	1	NE	
<i>Paullicorticium pearsonii</i>	2	DD	
<i>Paxillus panuoides</i>	1	NT	
<i>Paxillus panuoides</i>	1	NT	
<i>Peniophora cinerea</i>	6	LC	
<i>Peniophora incarnata</i>	5	LC	
<i>Peniophora limitata</i>	1	LC	
<i>Peniophora pithya</i>	3	LC	
<i>Peniophorella martinii</i>	14	NE	
<i>Phanerochaete filamentosa</i>	1	LC	
<i>Phanerochaete laevis</i>	2	LC	
<i>Phanerochaete leprosa</i>	1	VU	4
<i>Phanerochaete sordida</i>	6	LC	
<i>Phellinus ferruginosus</i>	27	LC	
<i>Phellinus hartigii</i>	4	LC	
<i>Phlebia acanthocystis</i>	1	NE	
<i>Phlebia centrifuga</i>	1	DD	
<i>Phlebia jurassica</i>	1	NE	
<i>Phlebia lilascens</i>	3	LC	
<i>Phlebia livida</i>	10	LC	
<i>Phlebia merismoides</i>	7	LC	
<i>Phlebia rufa</i>	3	LC	
<i>Phlebia subcretacea</i>	8	DD	
<i>Phlebiella allantospora</i>	1	LC	
<i>Phlebiella ardosiaca</i>	6	DD	
<i>Phlebiella tulasnellodea</i>	1	LC	
<i>Phlebiella vaga</i>	11	VU	4
<i>Pholiota adiposa</i>	1	LC	
<i>Pholiota flammans</i>	2	LC	
<i>Pholiota tuberculosa</i>	1	VU	4
<i>Pholiotina brunnea</i>	1	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Physisporinus sanguinolentus</i>	19	LC	
<i>Physisporinus vitreus</i>	25	LC	
<i>Piloderma lanatum</i>	1	NE	
<i>Pleurotus ostreatus</i>	2	LC	
<i>Plicatura crispa</i>	2	LC	
<i>Pluteus cervinus</i>	5	LC	
<i>Pluteus luctuosus</i>	1	VU	4
<i>Pluteus phlebophorus</i>	1	NT	
<i>Pluteus umbrosus</i>	1	NT	
<i>Polyporus badius</i>	18	LC	
<i>Polyporus brumalis</i>	2	LC	
<i>Polyporus ciliatus</i>	2	LC	
<i>Polyporus leptcephalus</i>	3	LC	
<i>Polyporus mori</i>	1	LC	
<i>Polyporus squamosus</i>	1	LC	
<i>Polyporus tuberaster</i>	5	LC	
<i>Porpomyces mucidus</i>	5	LC	
<i>Protodontia piceicola</i>	1	VU	4
<i>Psathyrella artemisiae</i>	3	LC	
<i>Psathyrella fagetophila</i>	1	NE	
<i>Psathyrella maculata</i>	2	LC	
<i>Psathyrella obtusata</i>	4	LC	
<i>Psathyrella piluliformis</i>	2	LC	
<i>Psathyrella populina</i>	1	NT	
<i>Psathyrella pygmaea</i>	1	LC	
<i>Pseudohydnum gelatinosum</i>	1	LC	
<i>Pseudotomentella mucidula</i>	1	LC	
<i>Pseudotomentella tristis</i>	1	DD	
<i>Pycnoporellus fulgens</i>	2	LC	
<i>Radulomyces confluens</i>	7	LC	
<i>Repetobasidium vestitum</i>	1	NE	
<i>Resinicium bicolor</i>	10	LC	
<i>Resupinatus trichotis</i>	1	LC	
<i>Rickenella fibula</i>	12	LC	
<i>Rimbachia arachnoidea</i>	1	LC	
<i>Sarcomyxa serotina</i>	15	LC	
<i>Schizophyllum commune</i>	1	LC	
<i>Schizopora flavipora</i>	4	LC	
<i>Schizopora paradoxa</i>	6	LC	
<i>Schizopora radula</i>	3	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Scopuloides rimosa</i>	40	LC	
<i>Scopuloides septocystidia</i>	1	DD	
<i>Scotomyces subviolaceus</i>	1	LC	
<i>Sebacina dimitica</i>	4	VU	4
<i>Sebacina incrustans</i>	1	LC	
<i>Sidera vulgaris</i>	13	NE	
<i>Simocybe haustellaris</i>	2	VU	4
<i>Simocybe sumptuosa</i>	2	VU	4
<i>Sistotrema athelioides</i>	10	NE	
<i>Sistotrema brinkmannii</i>	33	LC	
<i>Sistotrema muscicola</i>	2	DD	
<i>Sistotrema oblongisporum</i>	2	DD	
<i>Sistotrema porulosum</i>	4	DD	
<i>Sistotrema resinocystidium</i>	2	NE	
<i>Sistotrema subtrigonospermum</i>	1	DD	
<i>Sistotremastrum niveocremeum</i>	3	VU	4
<i>Sistotremella perpusilla</i>	2	DD	
<i>Skeletocutis alutacea</i>	1	DD	
<i>Skeletocutis carneogrisea</i>	3	LC	
<i>Skeletocutis lilacina</i>	1	CR	1
<i>Skeletocutis nivea</i>	34	LC	
<i>Sphaerobasidium minutum</i>	7	DD	
<i>Spongiporus caesius</i>	11	LC	
<i>Spongiporus sericeomollis</i>	1	DD	
<i>Spongiporus stipticus</i>	1	LC	
<i>Spongiporus subcaesius</i>	11	LC	
<i>Spongiporus subcaesius</i>	11	LC	
<i>Spongiporus tephroleucus</i>	5	LC	
<i>Spongiporus undosus</i>	1	NE	
<i>Steccherinum bourdotii</i>	3	EN	3
<i>Steccherinum fimbriatum</i>	4	LC	
<i>Steccherinum ochraceum</i>	6	LC	
<i>Stereum hirsutum</i>	5	LC	
<i>Stereum rugosum</i>	1	LC	
<i>Stereum sanguinolentum</i>	3	LC	
<i>Stereum subtomentosum</i>	13	LC	
<i>Stromatoscypha fimbriata</i>	21	LC	
<i>Stypella grilletii</i>	1	DD	
<i>Stypella vermiformis</i>	4	DD	
<i>Subulicystidium longisporum</i>	15	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Subulicystidium perlongisporum</i>	3	NE	
<i>Thanatephorus fusisporus</i>	4	NE	
<i>Tomentella ellisii</i>	1	LC	
<i>Tomentella galzinii</i>	1	DD	
<i>Tomentella lapida</i>	1	DD	
<i>Tomentella lateritia</i>	3	DD	
<i>Tomentella lilacinogrisea</i>	4	LC	
<i>Tomentella punicea</i>	1	DD	
<i>Tomentella stiposa</i>	2	LC	
<i>Tomentella sublilacina</i>	8	LC	
<i>Tomentella terrestris</i>	3	LC	
<i>Tomentella umbrinospora</i>	1	LC	
<i>Tomentella viridula</i>	3	DD	
<i>Trametes gibbosa</i>	8	LC	
<i>Trametes hirsuta</i>	4	LC	
<i>Trametes multicolor</i>	5	LC	
<i>Trametes pubescens</i>	2	LC	
<i>Trametes versicolor</i>	24	LC	
<i>Trechispora confinis</i>	1	VU	4
<i>Trechispora farinacea</i>	7	LC	
<i>Trechispora laevis</i>	2	NE	
<i>Trechispora microspora</i>	9	VU	4
<i>Trechispora mollusca</i>	13	LC	
<i>Trechispora stellulata</i>	1	VU	4
<i>Trechispora stevensonii</i>	1	DD	
<i>Trichaptum abietinum</i>	5	LC	
<i>Tricholomopsis decora</i>	2	LC	
<i>Tubulicrinis borealis</i>	1	LC	
<i>Tubulicrinis strangulatus</i>	2	DD	
<i>Tubulicrinis subulatus</i>	1	LC	
<i>Tulasnella allantospora</i>	1	DD	
<i>Tulasnella cystidiophora</i>	1	DD	
<i>Tulasnella eichleriana</i>	11	VU	4
<i>Tulasnella violea</i>	8	LC	
<i>Tylospora asterophora</i>	4	VU	4
<i>Tylospora fibrillosa</i>	1	LC	
<i>Tyromyces placenta</i>	1	VU	4
<i>Ustulina deusta</i>	15	LC	
<i>Uthatobasidium ochraceum</i>	9	DD	
<i>Vesiculomyces citrinus</i>	4	LC	

Art <sup>1</sup>	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Xenasma pruinatum</i>	1	EN	3
<i>Xenasma pulverulentum</i>	6	VU	4
<i>Xylaria hypoxylon</i>	22	LC	
<i>Xylaria longipes</i>	7	LC	
<i>Xylaria polymorpha</i>	1	LC	
<i>Antrodiella cf. pallescens</i>	1	NE	
<i>Athelium cf. hallenbergii</i>	1	NE	
<i>Athelopsis cf. lembospora</i>	6	NE	
<i>Basidioidendron cf. deminutum</i>	1	DD	
<i>Basidioidendron cf. rimosum</i>	1	NE	
<i>Ceriporia cf. alba</i>	1	NE	
<i>cf. Antrodia pseudosinuosa</i>	1	NE	
<i>Dacrymyces cf. enatus</i>	1	DD	
<i>Hyphodontia cf. nudiseta</i>	1	DD	
<i>Paulliticium cf. delicatissimum</i>	1	NE	
<i>Pluteus cf. podospileus</i>	1	LC	

<sup>1</sup>Artnamen nach Swissfungi; Senn-Irlet et al. 2016, Stand Oktober 2017

## Vollständige Artenliste – Moose

---

Die Arten sind in der Tabelle aufgeführt. Zuvor folgen noch einige taxonomische Bemerkungen und die Definitionen der verwendeten Aggregate.

### **Taxonomische Bemerkungen**

#### ***Oxyrrhynchium hians* aggr.**

Die Unterscheidung zwischen *O. schleicheri* und *O. hians*, die zusammen das Aggregat *O. hians* aggr. bilden, ist nicht immer ganz klar. Im Sihlwald kommen sicher beide Arten vor. Viele Belege konnten aber aufgrund intermediärer Merkmalsausprägungen nicht sicher zugeordnet werden. Einerseits wiesen viele Formen Ausläufer auf, was für *O. schleicheri* spricht, andererseits wies die Zellbreite auf *O. hians* hin. Es wurde immer nur das Aggregat notiert, ausser bei zwei Plots in denen Pflanzen, welche die eindeutig richtige Merkmalskombination aufwiesen, vorkamen.

#### ***Jungermannia atrovirens***

Fertile Proben von *J. atrovirens* können sicher bestimmt werden, bei sterilen Proben ist die Ansprache oft unsicher. Sterile Proben wurden deshalb als *Jungermannia* cf. *atrovirens* angesprochen. Ökologisch ist allerdings wohl keine andere Art zu erwarten.

#### ***Ulota crispa* aggr.**

Vor kurzem wurde *U. crispa* in drei Kleinarten aufgesplittet (Caparros et al. 2016). Für eine sichere Bestimmung der Kleinarten sind gut ausgebildete Pflanzen mit reifen Sporenkapseln nötig. Bei allen Proben, die sicher bestimmt werden konnten, handelte es sich um *U. crispa* s.str. Es ist nicht ausgeschlossen, dass auch *U. intermedia* und *U. crispula* vorkommen, *U. crispa* s.str. ist wohl aber bei weitem die häufigste. Aus Zeitgründen konnte nicht in jedem Plot *U. crispa* aggr. umfassend gesammelt und anschliessend bestimmt werden. Oft waren im schattigen Unterwuchs auch nur kümmerliche Pflanzen, ohne oder mit schlecht ausgeprägten Sporenkapseln vorhanden. In der Artenliste ist deshalb in den meisten Fällen *U. crispa* aggr. aufgeführt. Möglicherweise könnte eine Untersuchung der lichtreicheren Baumkronen Klarheit über das Vorkommen der beiden Arten *U. intermedia* und *U. crispula* im Sihlwald bringen.

#### ***Blepharostoma trichophyllum***

Alle genauer bestimmten Proben gehören zur subsp. *trichophyllum*. Ein Vorkommen der anderen Unterart (subsp. *brevirete*) scheint wenig wahrscheinlich, da diese bisher in der Schweiz nur im Alpenraum und nie unter 1000 m ü. M. gefunden wurde.

### **Definition der verwendeten Aggregate**

#### ***Fissidens bryoides* aggr.** (nach Meier et al. 2013):

*Fissidens bryoides* Hedw.

*Fissidens crispus* Mont.

*Fissidens gracillifolius* Brugg.-Nann. & Nyholm

*Fissidens gymnandrus* Buse

*Fissidens pusillus* (Wilson) Milde

*Fissidens viridulus* (Sw. ex anon.) Wahlenb.

#### ***Schistidium apocarpum* aggr.** (nach Meier et al. 2013)

*Schistidium apocarpum* (Hedw.) Bruch & Schimp.

*Schistidium atrofusum* (Schimp.) Limpr.

*Schistidium brunnescens* Limpr. subsp. *brunnescens*

*Schistidium brunnescens* subsp. *griseum* (Nees & Hornsch.) H.H.Blom  
*Schistidium confertum* (Funck) Bruch & Schimp.  
*Schistidium confusum* H.H.Blom  
*Schistidium crassipilum* H.H.Blom  
*Schistidium dupretii* (Thér.) W.A.Weber  
*Schistidium elegantulum* H.H.Blom subsp. *elegantulum*  
*Schistidium frigidum* H.H.Blom  
*Schistidium grande* Poelt  
*Schistidium helveticum* (Schkuhr) Deguchi  
*Schistidium papillosum* Culm.  
*Schistidium pruinatum* (Schimp.) G.Roth  
*Schistidium pulchrum* H.H.Blom  
*Schistidium robustum* (Nees & Hornsch.) H.H.Blom  
*Schistidium spinosum* H.H.Blom & Lüth  
*Schistidium strictum* (Turner) Mårtensson  
*Schistidium umbrosum* (J.E.Zetterst.) H.H.Blom

***Ulota crispa* aggr.** (= '*Ulota crispa* complex' sensu Caparros et al. 2016):

*Ulota crispa* (Hedw.) Brid.  
*Ulota intermedia* Schimp.  
*Ulota crispula* Bruch

***Atrichum undulatum* aggr.** (nach Meier et al. 2013):

*Atrichum flavisetum* Mitt.  
*Atrichum undulatum* (Hedw.) P.Beauv.

***Oxyrrhynchium hians* aggr.** (unpubliziertes Aggregat):

*Oxyrrhynchium hians* (Hedw.) Loeske  
*Oxyrrhynchium schleicheri* (R.Hedw.) Röhl

**Tabelle 3:** Vollständige Artenliste der Moose (inkl. unsicher oder ungenau bestimmte Arten) zusammen mit den Frequenzen der einzelnen Arten auf den Plots (inklusive der beiden Totholzstücke), dem Rote Liste-Status nach Schnyder et al. (2004), der nationalen Priorität gemäss BAFU (2011) und dem Schutzstatus gemäss NHGV. Am Ende der Tabelle (grau hinterlegt) finden sich die Arten die ausserhalb der Plots gefunden wurden.

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	NHG
<i>Amblystegium confervoides</i> (Brid.) Schimp.	12			
<i>Amblystegium serpens</i> (Hedw.) Schimp.	10			
<i>Amblystegium serpens</i> (Hedw.) Schimp. /cf.	1			
<i>Amblystegium subtile</i> (Hedw.) Schimp.	36			
<i>Amblystegium subtile</i> (Hedw.) Schimp. /cf.	1			
<i>Aneura pinguis</i> (L.) Dumort.	1			
<i>Anomodon attenuatus</i> (Hedw.) Huebener	15			
<i>Anomodon rugelii</i> (Müll.Hal.) Keissl.	1			
<i>Anomodon viticulosus</i> (Hedw.) Hook. & Taylor	1			
<i>Antitrichia curtipendula</i> (Hedw.) Brid.	1			

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	NHG
<i>Atrichum undulatum</i> (Hedw.) P.Beauv.	14			
<i>Atrichum undulatum</i> aggr.	9			
<i>Barbula unguiculata</i> Hedw.	1			
<i>Blepharostoma trichophyllum</i> (L.) Dumort.	17			
<i>Blepharostoma trichophyllum</i> (L.) Dumort. subsp. <i>trichophyllum</i>	3			
<i>Brachytheciastrum velutinum</i> (Hedw.) Ignatov & Huttunen	42			
<i>Brachythecium capillaceum</i> (F.Weber & D.Mohr) Giacom. /cf.	1			
<i>Brachythecium glareosum</i> (Spruce) Schimp.	1			
<i>Brachythecium rivulare</i> Schimp.	9			
<i>Brachythecium rutabulum</i> (Hedw.) Schimp.	69			
<i>Brachythecium salebrosum</i> (F.Weber & D.Mohr) Schimp., nom. cons.	23			
<i>Brachythecium tommasinii</i> (Boulay) Ignatov & Huttunen	3			
<i>Bryum moravicum</i> Podp.	30			
<i>Bryum pseudotriquetrum</i> (Hedw.) G.Gaertn. & al.	1			
<i>Bryum spec.</i> Hedw.	1			
<i>Buxbaumia viridis</i> (Lam. & DC.) Moug. & Nestl.	13	NT		kant., BC
<i>Calliergonella cuspidata</i> (Hedw.) Loeske	3			
<i>Calyptogeia azurea</i> Stotler & Crotz	1			
<i>Calyptogeia fissa</i> (L.) Raddi	6			
<i>Campyliadelphus chrysophyllus</i> (Brid.) R.S.Chopra	2			
<i>Campylostelium saxicola</i> (F.Weber & D.Mohr) Bruch & Schimp.	1	EN		
<i>Cephalozia bicuspidata</i> (L.) Dumort.	5			
<i>Cephalozia lunulifolia</i> (Dumort.) Dumort.	1			
<i>Ceratodon purpureus</i> (Hedw.) Brid.	1			
<i>Chiloscyphus pallescens</i> (Hoffm.) Dumort.	10			
<i>Cirriphyllum piliferum</i> (Hedw.) Grout	7			
<i>Climacium dendroides</i> (Hedw.) F.Weber & D.Mohr	1			
<i>Conocephalum conicum</i> (L.) Dumort.	4			
<i>Cratoneuron filicinum</i> (Hedw.) Spruce	4			
<i>Ctenidium molluscum</i> (Hedw.) Mitt.	55			
<i>Dicranella heteromalla</i> (Hedw.) Schimp.	10			
<i>Dicranella schreberiana</i> (Hedw.) Dixon	1			
<i>Dicranella varia</i> (Hedw.) Schimp.	1			
<i>Dicranodontium denudatum</i> (Brid.) E.Britton	12			
<i>Dicranum fulvum</i> Hook.	2			

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	NHG
<i>Dicranum montanum</i> Hedw.	37			
<i>Dicranum scoparium</i> Hedw.	27			
<i>Dicranum viride</i> (Sull. & Lesq.) Lindb.	4			kant., BC
<i>Didymodon fallax</i> (Hedw.) R.H.Zander	4			
<i>Didymodon fallax</i> (Hedw.) R.H.Zander /cf.	6			
<i>Didymodon rigidulus</i> Hedw.	4			
<i>Didymodon spec.</i> Hedw.	1			
<i>Diphyscium foliosum</i> (Hedw.) D.Mohr	2			
<i>Diplophyllum albicans</i> (L.) Dumort.	1			
<i>Encalypta streptocarpa</i> Hedw.	3			
<i>Eurhynchium angustirete</i> (Broth.) T.J.Kop.	47			
<i>Eurhynchium striatum</i> (Hedw.) Schimp.	51			
<i>Fissidens adianthoides</i> Hedw.	2			
<i>Fissidens bryoides</i> aggr.	16			
<i>Fissidens bryoides</i> Hedw.	1			
<i>Fissidens dubius</i> P.Beauv.	27			
<i>Fissidens exilis</i> Hedw.	2	NT		
<i>Fissidens gracilifolius</i> Brugg.-Nann. & Nyholm	5			
<i>Fissidens taxifolius</i> Hedw.	59			
<i>Fissidens taxifolius</i> Hedw. /cf.	1			
<i>Fissidens viridulus</i> var. <i>incurvus</i> (Röhl.) Waldh.	3			
<i>Frullania dilatata</i> (L.) Dumort.	63			
<i>Grimmia hartmanii</i> Schimp.	1			
<i>Gymnostomum aeruginosum</i> Sm.	1			
<i>Gymnostomum calcareum</i> Nees & Hornsch.	1			
<i>Gyroweisia tenuis</i> (Hedw.) Schimp.	2			
<i>Herzogiella seligeri</i> (Brid.) Z.Iwats.	52			
<i>Heterocladium heteropterum</i> (Brid.) Schimp. var. <i>heteropterum</i>	1			
<i>Homalia trichomanoides</i> (Hedw.) Brid.	51			
<i>Homalothecium sericeum</i> (Hedw.) Schimp.	14			
<i>Homomallium incurvatum</i> (Brid.) Loeske	5			
<i>Hygrohypnum luridum</i> (Hedw.) Jenn.	4			
<i>Hypnum andoi</i> A.J.E.Sm.	24			
<i>Hypnum cupressiforme</i> Hedw.	69			
<i>Isothecium alopecuroides</i> (Dubois) Isov.	67			
<i>Jungermannia atrovirens</i> Dumort.	2			
<i>Jungermannia atrovirens</i> Dumort. /cf.	2			
<i>Kindbergia praelonga</i> (Hedw.) Ochyra	3			
<i>Leiocolea collaris</i> (Nees) Schljakov	3			

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	NHG
<i>Lejeunea cavifolia</i> (Ehrh.) Lindb.	16			
<i>Lepidozia reptans</i> (L.) Dumort.	14			
<i>Leucobryum juniperoideum</i> (Brid.) Müll.Hal.	4			CH
<i>Leucobryum juniperoideum</i> (Brid.) Müll.Hal. /cf.	1			CH
<i>Leucodon sciuroides</i> (Hedw.) Schwägr.	25			
<i>Loeskeobryum brevirostre</i> (Brid.) M.Fleisch.	1			
<i>Lophocolea heterophylla</i> (Schrad.) Dumort.	56			
<i>Metzgeria conjugata</i> Lindb.	8			
<i>Metzgeria furcata</i> (L.) Dumort.	68			
<i>Metzgeria temperata</i> Kuwah.	4			
<i>Metzgeria violacea</i> (Ach.) Dumort.	11			
<i>Mnium hornum</i> Hedw.	1			
<i>Mnium marginatum</i> (Dicks.) P.Beauv. var. <i>marginatum</i>	3			
<i>Mnium spinosum</i> (Voit) Schwägr.	1			
<i>Mnium stellare</i> Hedw.	1			
<i>Neckera complanata</i> (Hedw.) Huebener	11			
<i>Neckera complanata</i> (Hedw.) Huebener /cf.	1			
<i>Neckera crispa</i> Hedw.	14			
<i>Nowellia curvifolia</i> (Dicks.) Mitt.	11			
<i>Orthotrichum affine</i> Brid.	50			
<i>Orthotrichum anomalum</i> Hedw.	1			
<i>Orthotrichum lyellii</i> Hook. & Taylor	45			
<i>Orthotrichum obtusifolium</i> Brid.	1			
<i>Orthotrichum pallens</i> Brid.	44			
<i>Orthotrichum patens</i> Brid.	42	NT		
<i>Orthotrichum pulchellum</i> Brunt.	1	VU		
<i>Orthotrichum rupestre</i> Schwägr.	1			
<i>Orthotrichum scanicum</i> Gronvall	3	CR		kant.
<i>Orthotrichum speciosum</i> Nees var. <i>speciosum</i>	31			
<i>Orthotrichum stramineum</i> Brid.	34			
<i>Orthotrichum striatum</i> Hedw.	21			
<i>Oxyrrhynchium hians</i> (Hedw.) Loeske	1			
<i>Oxyrrhynchium hians</i> aggr.	53			
<i>Oxyrrhynchium schleicheri</i> (R.Hedw.) Röhl	1			
<i>Oxystegus tenuirostris</i> (Hook. & Taylor) A.J.E.Sm.	15			
<i>Oxystegus tenuirostris</i> (Hook. & Taylor) A.J.E.Sm. /cf.	1			
<i>Palustriella commutata</i> (Hedw.) Ochyra	5			
<i>Palustriella commutata</i> (Hedw.) Ochyra /cf.	1			
<i>Paraleucobryum longifolium</i> (Hedw.) Loeske	1			

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	NHG
<i>Pedinophyllum interruptum</i> (Nees) Kaal.	1			
<i>Pellia endiviifolia</i> (Dicks.) Dumort.	10			
<i>Pellia endiviifolia</i> (Dicks.) Dumort. /cf.	1			
<i>Physcomitrium pyriforme</i> (Hedw.) Bruch & Schimp.	1			
<i>Plagiochila asplenioides</i> (L. emend. Taylor) Dumort.	10			
<i>Plagiochila porelloides</i> (Nees) Lindenb.	23			
<i>Plagiomnium affine</i> (Funck) T.J.Kop.	3			
<i>Plagiomnium rostratum</i> (Schrad.) T.J.Kop.	27			
<i>Plagiomnium undulatum</i> (Hedw.) T.J.Kop.	33			
<i>Plagiothecium cavifolium</i> (Brid.) Z.Iwats.	3			
<i>Plagiothecium curvifolium</i> Limpr.	25			
<i>Plagiothecium curvifolium</i> Limpr. /cf.	1			
<i>Plagiothecium denticulatum</i> (Hedw.) Schimp.	7			
<i>Plagiothecium nemorale</i> (Mitt.) A.Jaeger	68			
<i>Platygyrium repens</i> (Brid.) Schimp.	25			
<i>Platyhypnidium riparioides</i> (Hedw.) Dixon	1			
<i>Pogonatum aloides</i> (Hedw.) P.Beauv.	1			
<i>Polytrichastrum formosum</i> (Hedw.) G.L.Sm.	22			
<i>Porella platyphylla</i> (L.) Pfeiff.	25			
<i>Pottiaceae</i> spec. Schimp., nom. cons. /cf.	1			
<i>Pseudoleskeella nervosa</i> (Brid.) Nyholm	13			
<i>Pseudotaxiphyllum elegans</i> (Brid.) Z.Iwats.	2			
<i>Pterigynandrum filiforme</i> Hedw.	41			
<i>Pylaisia polyantha</i> (Hedw.) Schimp.	25			
<i>Radula complanata</i> (L.) Dumort.	68			
<i>Rhizomnium punctatum</i> (Hedw.) T.J.Kop.	60			
<i>Rhynchostegium murale</i> (Hedw.) Schimp.	30			
<i>Rhytiadelphus loreus</i> (Hedw.) Warnst.	4			
<i>Rhytiadelphus triquetrus</i> (Hedw.) Warnst.	1			
<i>Riccardia latifrons</i> (Lindb.) Lindb.	1			
<i>Riccardia multifida</i> (L.) Gray	3			
<i>Riccardia palmata</i> (Hedw.) Carruth.	24			
<i>Riccardia palmata</i> (Hedw.) Carruth. /cf.	1			
<i>Sanionia uncinata</i> (Hedw.) Loeske	2			
<i>Scapania nemorea</i> (L.) Grolle	2			
<i>Schistidium apocarpum</i> (Hedw.) Bruch & Schimp.	8			
<i>Schistidium apocarpum</i> aggr.	2			
<i>Schistidium crassipilum</i> H.H.Blom	6			
<i>Schistidium crassipilum</i> H.H.Blom /cf.	2			

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH	NHG
<i>Schistidium elegantulum</i> H.H.Blom	2			
<i>Schistidium elegantulum</i> H.H.Blom /cf.	1			
<i>Sciuro-Hypnum flotowianum</i> (Sendtn.) Ignatov & Huttunen	19	VU		
<i>Sciuro-Hypnum populeum</i> (Hedw.) Ignatov & Huttunen	57			
<i>Seligeria donniana</i> (Sm.) Müll.Hal.	10			
<i>Seligeria donniana</i> (Sm.) Müll.Hal. /cf.	1			
<i>Seligeria pusilla</i> (Hedw.) Bruch & Schimp.	2			
<i>Seligeria recurvata</i> (Hedw.) Bruch & Schimp.	1			
<i>Syntrichia papillosa</i> (Wilson) Jur.	4			
<i>Taxiphyllum wissgrillii</i> (Garov.) Wijk & Margad.	14			
<i>Tetraphis pellucida</i> Hedw.	31			
<i>Thamnobryum alopecurum</i> (Hedw.) Gangulee	7			
<i>Thuidium tamariscinum</i> (Hedw.) Schimp.	48			
<i>Tortella tortuosa</i> (Hedw.) Limpr.	33			
<i>Ulota bruchii</i> Brid.	39			
<i>Ulota crispa</i> (Hedw.) Brid.	4			
<i>Ulota crispa</i> aggr.	62			
<i>Weissia controversa</i> Hedw.	1			
<i>Zygodon dentatus</i> (Limpr.) Kartt.	26			
<i>Zygodon rupestris</i> Lorentz	2	VU		
<i>Dicranoweisia cirrata</i> (Hedw.) Lindb.				
<i>Preissia quadrata</i> (Scop.) Nees				
<i>Orthotrichum schimperi</i> Hammar				
<i>Bryum capillare</i> Hedw.				
<i>Cinclidotus riparius</i> (Brid.) Arn.				
<i>Orthotrichum cupulatum</i> var. <i>riparium</i> Huebener				
<i>Fissidens crassipes</i> Bruch & Schimp.				
<i>Racomitrium heterostichum</i> (Hedw.) Brid.				

## Vollständige Artenliste – Flechten

**Tabelle 4:** Flechten: Liste der im Sihlwald gefundenen Arten (inkl. unsicher bestimmte Arten). Arten die nur auf Ästen gefunden wurden sind mit Plotfrequenz = 0 gekennzeichnet.

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Absconditella delutula</i> (Nyl.) Coppins & H. Kilius	1		
<i>Absconditella lignicola</i> Vezda & Pisút	14		
<i>Acrocordia gemmata</i> (Ach.) A. Massal.	0	NT	K
<i>Agonimia allobata</i> (Stizenb.) P. James	4	LC	K
<i>Agonimia borysthenica</i> Dymytrova, Breuss & S.Y. Kondr.	1		
<i>Agonimia flabelliformis</i> J. Halda, Czarnota & Guz.-Krzemiń.	7		
<i>Agonimia repleta</i> Czarnota & Coppins	1		
<i>Agonimia sp.</i>	11		
<i>Agonimia tristicula</i> (Nyl.) Zahlbr.	2	LC	K
<i>Amandinea punctata</i> (Hoffm.) Coppins & Scheid.	3	LC	K
<i>Anisomeridium polypori</i> (Ellis & Everh.) M.E. Barr	16	LC	K
<i>Arthonia atra</i> (Pers.) A. Schneid.	3	LC	K
<i>Arthonia didyma</i> Körb.	7	LC	K
<i>Arthonia muscigena</i> Th. Fr.	0	NT	K
<i>Arthonia radiata</i> (Pers.) Ach.	10	LC	K
<i>Arthonia ruana</i> A. Massal.	35	LC	K
<i>Arthonia sp.</i>	5		
<i>Arthonia spadicea</i> C. Knight	19	LC	K
<i>Bacidia arceutina</i> (Ach.) Arnold	1	LC	K
<i>Bacidia circumspecta</i> (Norrl. & Nyl.) Malme	1	EN	3
<i>Bacidia neosquamulosa</i> Aptroot & Herk	2	LC	K
<i>Bacidia rubella</i> (Hoffm.) A. Massal.	2	LC	K
<i>Bacidia subincompta</i> (Nyl.) Arnold	7	LC	K
<i>Bacidina arnoldiana aggr.</i>	48		
<i>Bacidina cf. brandii</i> (Coppins & van den Boom) M. Hauck & V. Wirth	0		
<i>Bacidina sp.</i>	1		
<i>Bagliettoa parmigerella</i> (Zahlbr.) Vězda & Poelt	1		
<i>Biatora chrysantha</i> (Zahlbr.) Printzen	1	LC	K
<i>Biatora efflorescens</i> (Hedl.) Räsänen	0	LC	K
<i>Biatora globulosa</i> (Flörke) Fr.	0	LC	K
<i>Biatora sp.</i>	4		
<i>Biatora vacciniicola</i> (Tønsberg) Printzen	1	LC	K
<i>Biatoridium monasteriense</i> Körb.	6	LC	K
<i>Bilimbia sabuletorum</i> (Schreb.) Arnold	1	LC	K

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Buellia griseovirens</i> (Turner & Borrer ex Sm.) Alb.	4	LC	K
<i>Calloporisma asserigenum</i> J. Lahm	0	VU	4
<i>Caloplaca cerinella</i> (Nyl.) Flagey	0	LC	K
<i>Caloplaca cerinelloides</i> (Erichsen) Poelt	0	LC	K
<i>Candelaria concolor</i> (Dicks.) Arnold	1	LC	K
<i>Candelariella efflorescens</i> R.C. Harris & W.R. Buck	0	LC	K
<i>Candelariella reflexa</i> (Nyl.) Lettau	3	LC	K
<i>Candelariella</i> sp.	1		
<i>Candelariella xanthostigma</i> (Ach.) Lettau	0	LC	K
<i>Catillaria nigroclavata</i> (Nyl.) J. Steiner	0	LC	K
<i>Cetrelia cetrarioides</i> (Delise) W.L. Culb. & C.F. Culb	0	NT	K
<i>Chaenotheca ferruginea</i> (Sm.) Mig.	8	LC	K
<i>Chaenotheca furfuracea</i> (L.) Tibell	2	LC	K
<i>Chaenotheca stemonea</i> (Ach.) Müll. Arg.	2	LC	K
<i>Chaenotheca trichialis</i> (Ach.) Hellb.	1	LC	K
<i>Chaenotheca xyloxena</i> Nád.	1		
<i>Chaenothecopsis pusilla</i> (Ach.) A.F.W. Schmidt	1		
<i>Cladonia chlorophaea</i> (Flörke ex Sommerf.) Spreng.	3		
<i>Cladonia coniocraea</i> (Flörke) Spreng.	7	LC	K
<i>Cladonia cornuta</i> (L.) Hoffm.	1	LC	K
<i>Cladonia fimbriata</i> (L.) Fr.	2	LC	K
<i>Cladonia</i> sp.	7		
<i>Coenogonium pineti</i> (Ach.) Lücking & Lumbsch	48	LC	K
<i>Collema auriculatum</i> Hoffm.	1		
<i>Elixia flexella</i> (Ach.) Lumbsch	1		
<i>Endocarpon</i> sp.	0		
<i>Evernia divaricata</i> (L.) Ach.	0	NT	K
<i>Evernia prunastri</i> (L.) Ach.	0	LC	K
<i>Fellhanera bouteillei</i> (Desm.) Vězda	1	NT	K
<i>Fellhanera subtilis</i> (Vězda) Diederich & Sérus.	0	VU	4
<i>Graphis cf. elegans</i> (Borrer ex Sm.) Ach.	0	EN	3
<i>Graphis betulina</i> (Pers.) Gray	65	LC	K
<i>Gyalideopsis helvetica</i> Van den Boom & Vězda	5		
<i>Halecania viridescens</i> Coppins & P. James	0	LC	K
<i>Hypocenomyce scalaris</i> (Ach.) M. Choisy	4	LC	K
<i>Hypogymnia physodes</i> (L.) Nyl.	0	LC	K
<i>Hypogymnia tubulosa</i> (Schaer.) Hav.	2	LC	K
ind_sp	19		
ind_Sp. ( <i>Pseudomicarea</i> )	2		
ind_sp ( <i>Fellhanera</i> )	1		

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>ind_sp (sor_fein)</i>	3		
<i>ind_sp (sor_hgruen)</i>	1		
<i>ind_sp (Typ_Lecanora)</i>	1		
<i>Jamesiella anastomosans</i> (P. James & Vězda) Lücking, Sérus. & Vězda	7	LC	K
<i>Lecania croatica</i> (Zahlbr.) Kotlov,	1		
<i>Lecania cyrtella</i> (Ach.) Th. Fr.	0	LC	K
<i>Lecania naegelii</i> (Hepp) Diederich & Van den Boom	0	LC	K
<i>Lecanora albescens</i> (Hoffm.) Branth & Rostr.	0		
<i>Lecanora argentata</i> (Ach.) Malme	1	LC	K
<i>Lecanora carpinea</i> (L.) Vain.	3	LC	K
<i>Lecanora chlarotera</i> Nyl.	19	LC	K
<i>Lecanora compallens</i> Herk & Aptroot	4		
<i>Lecanora dispersa</i> (Pers.) Sommerf.	0		
<i>Lecanora hagenii</i> (Ach.) Ach.	0		
<i>Lecanora phaeostigma</i> (Körb.) Almb.	1		
<i>Lecanora pulicaris</i> (Pers.) Ach.	1	LC	K
<i>Lecanora rugosella</i> Zahlbr.	6	LC	K
<i>Lecanora sambuci</i> (Pers.) Nyl.	2	NT	K
<i>Lecanora sp.</i>	0		
<i>Lecanora subcarpinea</i> Szatala	1	NT	K
<i>Lecanora subrugosa</i> Nyl.	13	LC	K
<i>Lecanora symmicta</i> (Ach.) Ach.	1	LC	K
<i>Lecidella albida</i> Hafellner	4	LC	K
<i>Lecidella elaeochroma</i> (Ach.) M. Choisy f. <i>elaeochroma</i>	9	LC	K
<i>Lecidella sp.</i>	1		
<i>Lepraria eburnea</i> J. R. Laundon	12	LC	K
<i>Lepraria elobata</i> Tønsberg	6	LC	K
<i>Lepraria incana</i> (L.) Ach.	10	LC	K
<i>Lepraria jackii</i> Tønsberg	3	LC	K
<i>Lepraria lobificans</i> Nyl.	55	LC	K
<i>Lepraria rigidula</i> (B. de Lesd.) Tønsberg	12	LC	K
<i>Lepraria sp.</i>	5		
<i>Lepraria vouauxii</i> (Hue) R.C. Harris	3	LC	K
<i>Leptogium lichenoides</i> (L.) Zahlbr.	2	LC	K
<i>Melanelixia glabratula</i> (Lamy) Sandler & Arup	3	LC	K
<i>Melanelixia sp.</i>	0		
<i>Melanelixia subaurifera</i> (Nyl.) O. Blanco & al.	0	LC	K
<i>Melanohalea exasperatula</i> (Nyl.) O. Blanco & al.	1	LC	K
<i>Micarea sp.</i>	3		
<i>Micarea cinerea</i> (Schaer.) Hedl.	0	NT	K

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Micarea denigrata</i> (Fr.) Hedl.	3	LC	K
<i>Micarea lithinella</i> (Nyl.) Hedl.	1		
<i>Micarea micrococca</i> (Körb.) Coppins	39		
<i>Micarea misella</i> (Nyl.) Hedl.	2		
<i>Micarea peliocarpa</i> (Anzi) Coppins & R. Sant.	1	LC	K
<i>Micarea viridileprosa</i> Coppins & van den Boom	1		
<i>Microcalicium disseminatum</i> (Ach.) Vain.	1		
<i>Multiclavula mucida</i> (Pers.) R.H. Petersen	3		
<i>Mycobilimbia epixanthoides</i> (Nyl.) Vitik., Ahti, Kuusinen, Lommi & T. Ulvinen	22	LC	K
<i>Normandina pulchella</i> (Borrer) Nyl.	22	LC	K
<i>Opegrapha niveoatra</i> (Borrer) J.R. Laundon	4		
<i>Opegrapha rufescens</i> Pers.	7	LC	K
<i>Opegrapha</i> sp.	9		
<i>Opegrapha vermicellifera</i> (J. Kunze) J.R. Laundon	3	LC	K
<i>Opegrapha vulgata</i> (Ach.) Ach.	4	LC	K
<i>Parabagliettoa dufourii</i> (DC.) Gueidan & Cl. Roux	3		
<i>Parmelia ernstiae</i> Feuerer & A. Thell	1		
<i>Parmelia sulcata</i> Taylor	3	LC	K
<i>Parmelina pastillifera</i> (Harm.) Hale	0	NT	K
<i>Parmelina</i> sp.	0		
<i>Parmelina tiliacea</i> (Hoffm.) Hale	0	LC	K
<i>Peltigera praetextata</i> (Sommerf.) Zopf	12	LC	K
<i>Pertusaria leioplaca</i> DC.	15	LC	K
<i>Pertusaria pertusa</i> (L.) Tuck.	1	EN	3
<i>Pertusaria</i> sp.	3		
<i>Phaeophyscia endophoenicea</i> (Harm.) Moberg	3	LC	K
<i>Phaeophyscia orbicularis</i> (Neck.) Moberg	0	LC	K
<i>Phaeophyscia</i> sp.	1		
<i>Phlyctis argena</i> (Spreng.) Flot.	61	LC	K
<i>Physcia adscendens</i> H. Olivier	0	LC	K
<i>Physcia stellaris</i> (L.) Nyl.	1	LC	K
<i>Physcia tenella</i> (Scop.) DC.	2	LC	K
<i>Placynthiella dasaea</i> (Stirt.) Tønsberg	0	LC	K
<i>Placynthiella icmalea</i> (Ach.) Coppins & P. James	1	LC	K
<i>Porina aenea</i> (Körb.) Zahlbr.	16	LC	K
<i>Porina byssophila</i> (Körb. ex Hepp) Zahlbr.	1		
<i>Porina chlorotica</i> (Ach.) Müll. Arg.	1		
<i>Porina leptalea</i> (Durieu & Mont.) A.L. Sm.	19	LC	K
<i>Porina</i> sp.	2		
<i>Porpidia crustulata</i> (Ach.) Hertel & Knoph	2		

Art	Plotfrequenz	RL-Status	Priorität CH
<i>Porpidia soresizodes</i> (Lamy) J.R. Laundon	1		
<i>Pseudevernia furfuracea</i> (L.) Zopf	0	LC	K
<i>Psoroglaena stigonemoides</i> (Orange) Henssen	2	VU	4
<i>Punctelia subrudecta</i> (Nyl.) Krog	0	LC	K
<i>Pyrenula nitida</i> (Weigel) Ach.	3	LC	K
<i>Pyrenula nitida</i> sp.	1		
<i>Reichlingia leopoldii</i> Diederich & Scheid.,	1	LC	K
<i>Rinodina polyspora</i> Th. Fr.	0	RE	1
<i>Rinodina polysporoides</i> Giralt & H. Mayrhofer	0	VU	4
<i>Ropalospora viridis</i> (Tønsberg) Tønsberg	0	NT	K
<i>Scoliciosporum chlorococcum</i> (Stenh.) Vězda	1	LC	K
<i>Scoliciosporum sarothamni</i> (Vain.) Vězda	0	LC	K
<i>Scoliciosporum</i> sp.	1		
<i>Scoliciosporum umbrinum</i> (Ach.) Arnold	0	LC	K
<i>Steinia geophana</i> (Nyl.) Stein	1		
<i>Strigula affinis</i> (A. Massal.) R.C. Harris	2		
<i>Strigula jamesii</i> (Swinscow) R.C. Harris	1	VU	4
<i>Strigula</i> sp.	6		
<i>Strigula stigmatella</i> (Ach.) R.C. Harris	1	LC	K
<i>Strigula ziziphi</i> (A. Massal.) Cl. Roux & Sérus	1	CR	2
<i>Theldium</i> sp. (4 zellig, 21x4)	1		
<i>Theldium olivaceum</i> (Fr.) Körb.	1		
<i>Theldium rehmi</i> Zschacke	1		
<i>Thelidium zwackhii</i> (Hepp) A. Massal.	1		
<i>Trapelia coarctata</i> (Sm.) M. Choisy	3		
<i>Trapeliopsis pseudogranulosa</i> Coppins & P. James	2	LC	K
<i>Verrucaria anceps</i> Kremp.	1		
<i>Verrucaria dolosa</i> Hepp	7		
<i>Verrucaria elaeina</i> Borrer	4		
<i>Verrucaria mortarii</i> Lamy	2		
<i>Verrucaria pinguicula</i> A. Massal.	2		
<i>Verrucaria</i> sp.	0		
<i>Xanthoria parietina</i> (L.) Th. Fr.	2	LC	K
<i>Zwackhia viridis</i> (Ach.) Poetsch & Schied.	6	LC	K