

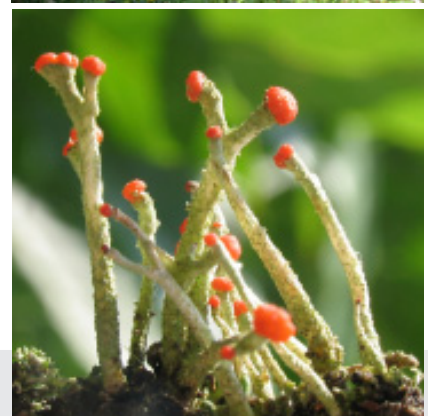
Totholzbewohnende Flechten im Nationalpark Gesäuse

Endbericht

erstellt von
Mag. Alois Wilfling & Mag. Harald Komposch

Projektleitung:
Mag. Alois Wilfling

Auftraggeber & Finanzierung :
Nationalpark Gesäuse GmbH
8913 Weng im Gesäuse
Weng 2



OIKOS – Institut für angewandte Ökologie & Grundlagenforschung
Technisches Büro für Biologie
A-8200 Gleisdorf, Hartbergerstraße 40/12
E-mail: oikos@utanet.at



Totholzbewohnende Flechten im Nationalpark Gesäuse

Endbericht

erstellt von: Mag. Alois Wilfling & Mag. Harald Komposch

Projektleitung: Mag. Alois Wilfling

Auftraggeber & Finanzierung: Nationalpark Gesäuse GmbH



Gleisdorf 25. Jänner 2006

Zitatempehlung:

WILFLING, A. & KOMPOSCH, H. (2006): Totholzbewohnende Flechten im Nationalpark Gesäuse. – Endbericht im Auftrag des Fachbereiches Naturschutz & Naturraum der Nationalpark Gesäuse GmbH. 85 pp., Gleisdorf.

Totholzbewohnende Flechten im Nationalpark Gesäuse

Zusammenfassung

Im Sommer 2005 wurden im Auftrag der Leitung des Fachbereichs Naturschutz & Naturraum des Nationalparks Gesäuse die Diversität von Flechtengesellschaften auf Totholz untersucht. Die Studien sind Bestandteil von Erhebungen, die im Hinblick auf geplante Bestandesüberführungen von Forsten zu naturnahen Wäldern durch die Steiermärkischen Landesforste durchgeführt werden. Die lichenologische Kartierung fand in 10 ausgewählten Waldbeständen (je 2 Plots) statt, wovon die meisten als naturnah einzustufen waren, vereinzelt wurden aber auch Forste untersucht.

Neben einer allgemeinen Beschreibung des untersuchten Gebietes gibt der Bericht einen ersten Überblick über die bisherige (ansonsten spärliche) lichenologische Erforschung des Nationalparks Gesäuse, an der Pater Gabriel Strobl, ein Mönch aus dem Benediktinerstift Admont, maßgeblich beteiligt war.

Insgesamt konnten im Verlauf der Untersuchungen auf Totholz 146 Flechten und 11 nicht lichenisierte Pilztaxa (darunter 4 lichenicole Pilze) nachgewiesen werden. Die Artendiversität variiert je nach Standort zwischen 8 und 33 Taxa, durchschnittlich wurden 19,8 Arten pro Aufnahme­fläche (100 m²) registriert. Einige Standorte erwiesen sich als besonders reich an holzbewohnenden Flechtenarten.

In Summe wurden 117 Totholzeinheiten mit einer Gesamtoberfläche von ca. 332 m² aufgenommen, die wiederum 9 unterschiedlichen Gehölzarten zugewiesen werden konnten. Die Anzahl der festgestellten Arten steigt dabei linear zur Anzahl der untersuchten Totholzeinheiten. Hinsichtlich der Bindung zwischen Flechten- und Phorophytenart zeigte sich, dass eine sehr schwache aber dennoch signifikante Korrelation vorliegt. Viele der Arten zeigen sich eng an einen bestimmten Substrattyp gebunden, während andere eine eher breite Standorts- bzw. Substratamplitude aufweisen. Die Spezifität bzw. Bindung der Arten wird für die Substrate Holz, Borke und Moos, sowie für bodennahe Substrate (Detritus, Erde) getrennt diskutiert. Pilze, lichenicole Pilze und lichenicole Flechten bilden einen weiteren ökologischen Aspekt, der Berücksichtigung fand. Einzelarten zeigen, dass der Vermorschungsgrad des Substrats ebenfalls die Besiedelung durch Flechten beeinflusst, wenngleich kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen Vermorschungsgrad und Flechtenart nachzuweisen war.

Um einen Überblick über die Flechtenzönosen auf Totholz im Nationalpark zu geben, erfolgte auch eine vorläufige Zuordnung der erfassten Flechten-Gesellschaften zum bestehenden licheno­soziologischen System. Eine Zusammenschau zu Gefährdung und Naturschutz zeigt, dass von den 146 kartierten Flechtentaxa 24 in der Rote Liste gefährdeter Flechten Österreichs zu finden sind. Unter diesen wird *Strigula affinis* als stark gefährdet eingestuft, 17 Arten sind als gefährdet und 6 als potenziell gefährdet gelistet. Abschließende Betrachtungen zeigen, dass Flechten als Indikatoren zur Beurteilung der Naturnähe von Waldökosystemen sehr geeignet sind und dass hinkünftig der Dialog zwischen den Waldeigentümern bzw. -bewirtschaftern und den Vertretern des Naturschutzes gerade in Hinsicht auf ein künftiges kontinuierliches Monitoring (Erfolgskontrolle) intensiviert werden sollte.

Inhalt

1. Einleitung	4
2. Das Untersuchungsgebiet	6
2.1.1. Die Aufnahmeflächen	9
3. Methodik	30
4. Ergebnisse und Diskussion	33
4.1. Artendiversität	33
4.2. Substratabhängigkeit	35
4.2.1. Abhängigkeit von der Art des Phorophyten	35
4.2.2. Abhängigkeit vom Substrattyp	37
4.2.3. Abhängigkeit vom Vermorschungsgrad	42
4.2.4. Stehendes oder liegendes Totholz	43
4.3. Flechtengesellschaften	44
4.3.1. Artenverteilung	44
4.3.2. Zuordnung zu lichensoziologischen Einheiten	45
4.4. Gefährdung und Naturschutz	58
4.4.1. Rote Liste-Arten	58
4.4.2. Flechten als Indikatoren	61
4.4.3. Dialog, Information und Forschung verstärken	62
5. Dank	63
6. Literatur	64
Anhang 1. Liste der Totholzeinheiten	64
Anhang 2. Artenliste mit Deckungsangabe je Totholzeinheit	71
Anhang 3. Artenliste je Aufnahmefläche	81

1. Einleitung

Der 2003 gegründete Nationalpark Gesäuse ist aus flechtenkundlicher Sicht kein unbeschriebenes Blatt, wenngleich sich die zitierten Publikationen zur lichenologischen Erforschung des Gebietes meist auf die Nennung von Einzelfunden beschränken. Da Einzelangaben zu Funden weit über die Literatur verstreut sind, erhebt nachfolgende Übersicht auch keinen Anspruch auf Vollständigkeit. Die ältesten literarischen Angaben stammen von Strobl (1883), der auf seinen botanischen Streifzügen in der Umgebung von Admont als erster auch gezielt und für die damaligen Verhältnisse umfangreich Flechten aufgesammelt hatte. Einzelne Nennungen von Flechtenarten stammen auch von Zahlbruckner (1903), von Keissler (1913) und von Suza (1934). Schauer (1964, 1965 a, b) publiziert in seinen Arbeiten u. a. über ozeanische Flechten im Nordalpenraum für das Gebiet des heutigen Nationalparks viele Proben, die zum Teil von Schittengruber u. a. gesammelt wurden. Auch in taxonomischen Studien finden sich immer wieder Angaben aus dem heutigen Nationalpark. Vezda (1965, 1967) untersuchte *Petractis* und *Sagirolechia*, Hertel (1967) nennt Einzelnachweise aus der Gattung *Lecidea*, Schiman-Czeika (1988) aus der Gattung *Lempholemma* und Leuckert & al. (1992) aus *Lecidella*. Poelt & Hafellner (1981) geben als seltene Funde für das Gesäuse *Calicium subquercinum* zusammen mit *Chaenothecopsis subpusilla* am Stammgrund alter Strünke, sowie *Chaenothecopsis epithallina* parasitisch auf *Chaenotheca trichialis*, an. Türk & Wittmann (1984) sammelten u. a. am Weg von Gstatterboden zur Ennstaler Hütte und berichten einige Jahre später (Wittmann & Türk 1989) erneut von Funden aus dem Gebiet. Hanko (1983) und Hanko & al. (1986) untersuchen u. a. Proben der Gattungen *Pertusaria* und *Ochrolechia*, Schreiner & Hafellner (1992) allgemein sordiose Krustenflechten aus dem Gebiet. Hafellner (1992) publiziert eine von Poelt am Anstieg zur Hindlkarhütte gesammelte *Micarea*-Art und für die Ennstaler Alpen allgemein gibt Hafellner (2001) einige Funde, die jedoch außerhalb des Nationalparkgebiets liegen, an. Kalb (1967, 1982) belegt einige Arten erstmals für (Mittel-)europa mit Funden aus dem Gesäuse. Weitere Nachweise von unmittelbar außerhalb des nördlichsten Randes des Nationalparks (Buchstein) stammen von Poelt (1994) und Böttger (1995), die Baumstümpfe und Holz dezidiert als Substrate ausweist. Auch in Exsiccaten wie etwa den Plantae Graecenses (Anonymus 1978, 1979, 1981, 1989, 1992, 1993) wurden immer wieder einzelne Proben aus dem Nationalpark publiziert bzw. verteilt. Über Funde von lichenicolen Pilzen und deren Wirte (Flechten) im Nationalpark Gesäuse berichten u. a. Hawksworth (1979), Hawksworth & Dyko (1979) und Hafellner (1994). Umfassende zusammenschauende lichenologische Arbeiten, wie sie für das östlich anschließende Hochschwabmassiv (Sitzwohl 1987, Hafellner & al. 2005) oder für andere Nationalparks wie etwa den Nationalpark Berchtesgaden (Gloßner & Türk 1999, Türk & Wunder 2000), den Nationalpark Nockberge (Petutschnig 1992), den Nationalpark Hohe Tauern (z.B. Mattick 1930, Türk & Hafellner 1992, Hafellner & Türk 1995, bzw. bibliographische Zusammenstellung von Pilsl & Bauch 1997: 300 ff.) bzw. Nationalpark Bayerischer Wald (Macher 1992) vorgelegt wurden, stehen für das Gesäuse jedoch noch aus. Die vorliegende Arbeit soll in diesem Sinne ein erster Schritt in Richtung eines besseren Erforschungsgrades des jungen Nationalparks sein. Für eine breite Erhebung floristischer Daten und der lichenologischen Biodiversität werden künftig weitere Arbeiten notwendig sein.

Im Mittelpunkt des Auftrages zur vorliegenden Studie stand die schwerpunktmäßige Untersuchung von Flechtengesellschaften auf Totholz. Dazu wurden im Auftrag des Nationalparks Erhebungen in ausgewählten Waldbeständen im Hinblick auf geplante Bestandesüberführungen (BMLFUW 2004: 146) von Forsten zu naturnahen Wäldern durch die Steiermärkischen Landesforste durchgeführt (Haseke & al. 2005: 7). Mittelfristig sollen bei der Bewirtschaftung ökologische Zusammenhänge verstärkt berücksichtigt und vermehrt Totholz im Wald belassen werden. Kleine Parzellen mit naturnahem Waldbewuchs, werden teils gänzlich aus der Bewirtschaftung genommen um sich sukzessive zu Naturwäldern entwickeln können. Totholz trägt innerhalb der natürlichen Auf- und

Abbauprozesse des Ökosystems Wald sehr viel zur Gesamt-Biodiversität bei (vgl. Hansen & al. 1991, Pfefferkorn & Türk 1996, Pfefferkorn-Dellali & Türk 1999). In intensiv genutzten Forsten fällt jedoch vorwiegend geringmächtiges Totholz an, das nur kurzzeitig als Substrat zur Verfügung steht (vgl. Andersson & Hytteborn 1991: 124, Kruys & al. 1999: 180). Tote Stämme mit großen Durchmessern, die 30 Jahre und mehr zur Verrottung benötigen, werden gewöhnlich immer noch entfernt und so verwundert es nicht, dass die Zahl der totholzbewohnenden Organismen allgemein in österreichischen Forsten äußerst gering ist (vgl. Andersson & Hytteborn, l. c.).

Die Erfassung der Flechtendiversität auf Totholz stellt neben der Erhebung anderer Indikatorgruppen (Pilze, Spechte etc.) sowie Strukturhebungen eine wichtige Grundlage für Aussagen über den Zustand der Wälder aus ökologischer Sicht (Naturnähe) dar. Zusätzlich sollten im Rahmen der Studie Daten zur Substratabhängigkeit bezogen auf Parameter wie Art des Trägerbaumes, Vermorschungsgrad des Substrates etc. gewonnen werden. Darüber hinaus erfolgte eine vorläufige Zuordnung der erfassten Flechten-Gesellschaften zum bestehenden licheno-soziologischen System und es konnten erste Aussagen zur Naturschutzrelevanz bzw. hinsichtlich Auswirkungen auf die künftige Bewirtschaftung getroffen werden.

2. Das Untersuchungsgebiet

Der Nationalpark Gesäuse (Abb. 1) liegt im Norden der Steiermark (Österreich) und gehört den Ennstaler Alpen, die Teil der Nördlichen Kalkalpen sind, an. Das Schutzgebiet liegt zum Großteil im Bereich des politischen Bezirkes Liezen, ein sehr geringer Anteil reicht in den Bezirk Leoben hinein. Die Nationalparkfläche umfasst 11.054 ha und verteilt sich wie folgt auf sechs Gemeinden (Admont 7%, Hieflau 4,5%, Johnsbach 51%, Landl 6,5%, St. Gallen 1%, Weng 30%). Hinsichtlich der Besitzverhältnisse stehen über 99,3% der Fläche im Eigentum der Steiermärkischen Landesforste, 0,5% sind öffentliche Gewässer und lediglich 0,2% gehören Privatgrundbesitzern. Aus einer Höhenverteilung von 490 m bis 2.370 m Seehöhe (höchste Erhebung: Hochtor) und einer Höhendifferenz von 1.880 m ergibt sich das eindrucksvolle Relief dieses Hochgebirges.

Seit 2003 ist der 2002 gegründete Nationalpark offiziell unter der Kategorie II nach den IUCN-Kriterien anerkannt. 86% des Nationalparks sind Naturzone, in der die natürlichen Lebensräume erhalten bzw. gefördert werden sollen, 14% gehören zur Bewahrungszone, in der eine naturnahe Kulturlandschaft im Mittelpunkt des Schutzinteresses steht. Neben der Ausweisung als Nationalpark gibt es weitere Schutzkategorien im Gesäuse. So gehören 9% des Nationalparks zum Naturpark Eisenwurzen, 94% sind Natura-2000 Fläche.

Nach der Gebietsgliederung der Steiermark (Lieb 1991) umfassen die Ennstaler Alpen (Teil der Nördlichen Kalkalpen) die Haller Mauern und die Gebirgsstöcke der Gesäuseberge ("Kettengebirgstyp") im Osten, die durch Enns und Erzbach von der Hochschwabgruppe und den Eisenerzer Alpen getrennt werden. Die südlich angrenzenden Eisenerzer Alpen werden bereits zu den Schieferalpen (Grauwackenzone) gerechnet.



Abb. 1. Das Untersuchungsgebiet. Blick von Weng nach Osten zum Gesäuseeingang und den Gesäusebergen im Hintergrund. Foto A. Wilfling.

Die Landschaftsform der Gesäuseberge ist von schroffen, steilen und meist unbewaldeten Felswänden (Abb. 2) und Gebirgsstöcken mit plateauartigen Hochflächen geprägt. Die zwei markantesten Berge (Buchstein und Hochtor) sind vom Durchbruchstal der Enns getrennt. Dieser Abschnitt gibt der Region ihren Namen "Gesäuse". Zwischen den Bergen schneidet sich die Ennsschlucht 1.800 m tief ein. Häufig treten Karsterscheinungen und Höhlensysteme auf. Das Gebirge ist in den Hochlagen wasserarm während in den tieferen Lagen zahlreiche Quellen zutage treten. Durch die Verwitterung der Gesteine entstehen bizarre Felsformationen und Schluchten, ausgedehnte Schutthalden und talfüllende Schuttströme.

Die Gesteine des "oberostalpinen Deckensystems" bestehen nach Flügel & Neubauer (1984) im Bereich der Gesäuseberge hauptsächlich aus Dachsteinkalk, Wettersteinkalk und Wetterstein- und Ramsaudolomit, wobei der Dachsteinkalk (Wände von Hochtor und Buchstein) in den Gesäusebergen das vorherrschende Gestein ist. Den Sockel der Felswände bildet meist der stark zerklüftete und brüchige Wettersteindolomit (Johnsbachtal, Hinterwinkel). Als Übergangsgestein zwischen dem Dolomit und dem Kalk findet man den Dachsteindolomit (z.B. Planspitze). Zwischen dem Wetterstein- und Dachsteindolomit fällt oft das dünne "Raibler Band" auf, eine markante Serie von braunen Sandsteinen.



Abb. 2. Zerklüftete, schroffe Kalkfelswände wie die Südabhänge des Kleinen Buchsteins sind charakteristisch für die Berge im Untersuchungsgebiet.

Entsprechend den Klimaregionen der Steiermark (<http://www.umwelt.steiermark.at/cms/beitrag/10026289/25206/>) gehört das Klima des Untersuchungsgebietes den Klimaregionen H.4 Ennstaler Alpen und G.6 Gesäuse mit Teilbecken Johnsbach an. Die Zone H.4 umfasst im Wesentlichen die Gesäuseberge und zählt damit zu den Hauptstaulagen bei Anströmung aus West bis Nord. Der Niederschlagsreichtum spiegelt sich in den Daten der Talstationen Admont (1.228 mm) und Hieflau (1.685 mm) in den Kammlagen darf mit Werten von 2.500 mm und mehr gerechnet werden.

Die Region G. 6 zeichnet sich durch eine markante Abschirmung durch das Relief aus. Wir finden im Gesäuse deshalb ein Schluchtklima vor, das sich in gedämpften Temperaturextremen, scharfen Kontrasten in der Besonnung, und damit auch in der Schneedeckendauer ausdrückt. Jahreszeitlich fallen die meisten Niederschläge im Sommer, wobei immer wieder Starkregeneignisse auftreten können, im Winter gibt es ein zweites Maximum, das für reichlich Schnee sorgt. Die Mittelwerte der Jännertemperatur betragen in Hieflau -3°C und in Admont $-5,4^{\circ}\text{C}$ bei 111 bzw. 157 Frosttagen.

Hinsichtlich der naturräumlichen Ausstattung findet man im Nationalpark etwa 31% alpine Flächen, 13,5% Buschwald (Latschen etc.), 50% Wald, 0,5% Gewässer und 5% Almen und Wiesen. Das Untersuchungsgebiet (Höllriegel & Zimmermann 1988) reicht von der Berg- bzw. Mischwaldstufe (montane Höhenstufe) über die Nadelwald- und Krummholzstufe (subalpine Stufe) bis zur Grasheiden- und Zwergstrauchstufe (alpine Stufe). Die Waldvegetation im Nationalpark wird abgesehen von Auwäldern entlang der Enns und einigen wenigen Schluchtwäldern (Hartelsgraben, etc.) v. a. von laubholzreichen Bergmischwäldern, Fichten-Tannen-Buchen-Wäldern, subalpinen Fichtenwäldern (ab 1.300 m) und Lärchen-Zirben- bzw. Zirben-Latschen-Wäldern geprägt. Die Lärchen-Zirbenwälder bzw. Zirben-Latschen-Wälder bilden die höchste Waldstufe im Gesäuse und sind zugleich der nordöstlichste Vorposten des alpinen Verbreitungsareals der Zirbenwälder. Der verbreitetste Waldtyp im Gesäuse ist jedoch der Fichten-Tannen-Buchenwald. Seltener kommen hingegen Grauerlenwälder auf den Schotterbänken der Enns und des Johnsbaches oder an trockenen Extremsstandorten Föhrenwälder bzw. auf ehemaligen Almflächen reine Lärchenwälder vor. Die Waldbestände im Nationalpark unterlagen in der Vergangenheit einer intensiven Nutzung, die erst seit der Übernahme durch die Landesforste im Jahr 1889 nachhaltiger betrieben wurde. Der Nationalpark Gesäuse versucht nun naturferne Bestände (oft reine Fichtenwälder) in standortsgerechte Wälder umzuwandeln, was durch gezielt gesetzte Maßnahmen beschleunigt werden soll.

Die Pflanzenwelt des Nationalparks Gesäuse ist allgemein sehr artenreich, was neben dem Untergrund und den klimatischen Bedingungen v. a. auf die vielen beteiligten Höhenstufen zurückzuführen ist. Der Nationalpark ist, wie die gesamten Nordöstlichen Kalkalpen, reich an Endemiten. Zu diesen gehören u. a. *Dianthus plumarius* subsp. *blandus*, der seine größten Bestände im Gesäuse hat, weiters *Campanula pulla*, *Primula clusiana* und *Dianthus alpinus*. Über die botanische Vielfalt berichtet etwa Redl (1999).

2.1.1. Die Aufnahmeflächen

Insgesamt wurden im Nationalpark Gesäuse in zehn vom Auftraggeber genannten Wäldern je zwei Aufnahmeflächen untersucht (Abb. 3, vgl. auch Methodik). In den folgenden Fundortsbeschreibungen der Aufnahmeflächen ist der Lokalität jeweils voranzustellen:

Österreich, Steiermark, Nördliche Kalkalpen, Ennstaler Alpen, Nationalpark Gesäuse...

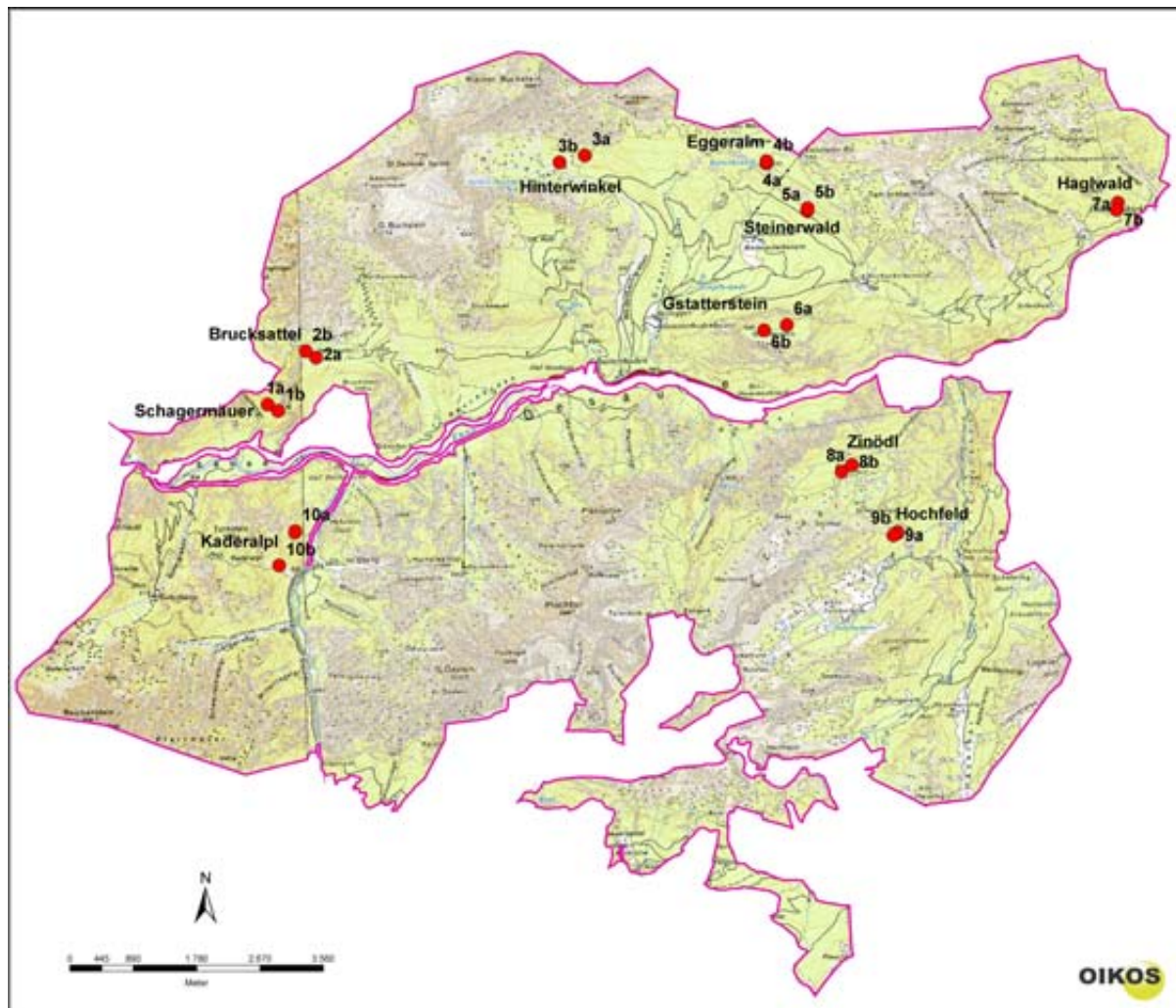


Abb. 3. Karte der untersuchten Wälder im Nationalpark Gesäuse / Steiermark. Die Aufnahmeplots sind als rote Kreise eingetragen und mit den Aufnahmeummern versehen. Kartengrundlage: Digitale ÖK 1 : 50.000. Vermessung der Aufnahme-punkte durch ein Garmin GPS 12 Map.

Aufnahmefläche 1a

... Schagermauer, 1.700 m NW Eisenbahn-Haltestelle Johnsbach, 250 m SE des Gipfels der Schagermauer, zwischen Ritschengraben und Bruckgraben. 47°35'20" N / 14°34'34" E (UTM: E: 468129 / N: 5270696) WGS 84, 860 m Seehöhe, SW-exponierter Buchenwald; Mittelhang.

Im untersuchten, hinsichtlich seiner Altersstruktur und seiner Stammdicken, sehr homogenen Buchen-(Tannen-)Fichtenwald im Bereich der Schagermauer sind zahlreiche junge Fichten, die unter dem Schirm der Buchen aufgewachsen waren, abgestorben und umgestürzt.

Im Unterwuchs kommen neben Buchenwaldcharakterarten wie *Neottia nidus-avis* u. a. vereinzelt *Epipactis helleborine*, *Helleborus niger*, *Adenostyles glabra* und *Hepatica nobilis* vor.

In der Aufnahmefläche 1a finden sich neben den zwei abgebildeten Fichtenstümpfen v. a. viele liegende Fichtenstämme, die auf Grund der starken Beschattung durch das Kronendach dem Nasstyp zuzuordnen sind (vgl. Raschendorfer 1949).



Abb. 4. Aufnahmefläche 1a = Schagermauer (a). Links: Umgeben von einem relativ jungen Buchenwald liegt eine entwurzelte Fichte hangabwärts gerichtet neben anderem Fichtentotholz. Rechts: darüber befinden sich noch zwei Fichtenbaumstümpfe. Fotos: H. Komposch.

Aufnahmefläche 1b

... Schagermäuer, ca. 1.500 m NW der Eisenbahnhaltestelle Johnsbach, 440 m SE des Gipfels der Schagermäuer, in einer Rinne zum Bruckgraben. 47°35'17" N / 14°34'41" E (UTM: E: 468275 / N: 5270602) WGS 84, 830 m Seehöhe, NE-exponierter Buchenwald.

Im diesem Bereich der Schagermäuer findet sich ein teilweise etwas aufgelichteter Buchenwald mit vergleichsweise hohem Totholzanteil. Während der nach Osten zum Bruckgraben hin steil abfallende Hang meist sehr karge Bodenverhältnisse aufweist, konnte sich an der untersuchten Stelle in einer großflächigen Mulde eine dicke Falllaubsschicht ansammeln. Der Unterwuchs ist im geschlossenen Wald spärlich, nur vereinzelt finden sich *Helleborus niger*, *Prenanthes purpurea*, *Adenostyles alliariae*, *Cirsium erisithales* und *Daphne mezereum*. An lichtoffenen Stellen, wie im oberen Hangbereich des untersuchten Plots hingegen treten die genannten Arten deutlich dichter auf, an Stellen mit Oberflächenverletzungen gepaart mit Störungszeigern.

In der Aufnahmefläche 1b befindet sich ein besonders markanter, alter, moosbewachsener Buchenstrunk (Dm = 1,0 m), der vom Echten Zunderschwamm (*Fomes fomentarius*) durchwachsen ist (Abb. 5). Die Borke dieses Strunks kann teils bereits mit der Hand abgenommen werden. Aufgrund des Alters und der insgesamt lichtoffenen Situation bietet der Buchenstrunk zahlreichen Flechten Lebensraum. Zusätzlich zum Strunk findet sich in der Aufnahmefläche der untere Stammteil einer umgestürzten Buche, wobei diese einen deutlich geringeren Flechtenbewuchs aufweist, als der genannte Strunk. Neben einer weiteren liegenden toten Buche (Dm = 0,15 m) und deren verstreut daneben liegenden Äste quert auch eine liegende, noch voll belaubte Buche den Plot. Wie Abb. 5 zeigt, ist diese samt dem Wurzelteller umgestürzt und dennoch nicht abgestorben.



Abb. 5. Aufnahmefläche 1b = Schagermäuer (b). Moos- und flechtenreicher, von Fruchtkörpern des Echten Zunderschwammes übersäter Buchenstrunk. Foto: A. Wiffling.

Aufnahmefläche 2a

... Brucksattel, ca. 1.700 m NNW des Gasthof Bachbrücke, steiler Einhang direkt an der Kante des Rückens, der vom Brucksattel nach W zieht. 47°35'41,8" N / 14°35'7,4" E (UTM: E: 468822 / N: 5271340) WGS 84, 1.030 m Seehöhe, NNW-exponierter Fichten-Buchen-Mischwald; Oberhang, Kante.

Auf einer kleinen Lichtung am Brucksattel konnten einige der dort verbreitet vorkommenden Baumstümpfe untersucht werden. Diese weisen auf die ehemalige Nutzung dieser Waldbereiche hin, wenngleich die teils fast unzugänglichen Waldbestände insgesamt als durchaus naturnah einzustufen sind. Die Aufnahmefläche 2a liegt in einem Fichten-Lärchen-Buchenwald mit vereinzelt eingestreuten Ebereschen. Auf der untersuchten Lichtung selbst finden sich einige junge Fichten und Buchen (1-2 m hoch) sowie ein dichter Unterwuchs der von *Vaccinium myrtillus*, verschiedenen Farn- und Bärlappgewächsen wie *Gymnocarpus dryopteris* und *Dryopteris filix-mas*, vor allem aber von *Blechnum spicant* und *Lycopodium clavatum* geprägt ist.

Die vermorschten Fichtenstümpfe sind von Becherflechten und der Heideflechte großflächig überzogen, während ein besonders großer Stumpf (am linken Bildrand von Abb. 6) vor allem von „staubfrüchtigen“ Flechten und Lepraflechten dominiert ist. Herabgefallene Lärchenäste dienen als Substrat für verschiedene Blatt- und Bartflechten.



Abb. 6. Aufnahmefläche 2a = Brucksattel (a). Auf einer Lichtung stehen zum Teil bereits stark vermorschte Baumstümpfe. Die Vertikalflächen auf dem Stumpf links im Bild sind fast flächig von so genannten „staubfrüchtigen“ Flechten überzogen. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 2b

... Brucksattel, ca. 1.800 m NNW des Gasthof Bachbrücke, extrem steile Abhänge zum Bruckgraben in der Verlängerung des Rückens, der vom Brucksattel nach W zieht. 47°35'44" N / 14°35'0,6" E (UTM: E: 468676 / N: 5271434) WGS 84, 950 m Seehöhe, NW-exponierter Buchen-Fichten-Bergahornwald; Mittelhang.

Der montane Buchen-Fichten-Bergahornwald am Brucksattel ist an der Stelle, wo Aufnahme 2b erstellt wurde, aufgrund der Hangneigung von mehr als 50° kaum begehbar. Die Steilheit des Geländes an den Einhängen zum Bruckgraben hat es ermöglicht, dass hier relativ naturnahe Waldbestände samt Totholz erhalten geblieben sind. Im Unterwuchs kommen neben vereinzelt Jungpflanzen der genannten waldbildenden Gehölze *Helleborus niger*, *Salvia glutinosa*, *Daphne mezereum*, *Actaea spicata* und *Calamagrostis varia* vor.

In der 20 x 5 m großen Aufnahmefläche wurde die Flechtenvegetation auf der Leiche einer stark in Zersetzung begriffenen Buche sowie am dazugehörigen Strunk erfasst (Abb. 7). Auf den flächigen Moosüberzügen kommen neben verschiedenen Krusten- und Becherflechten mehrere Arten von Hundsflechten (*Peltigera* spp.) vor. Wie „vergänglich“ solche Synusien mitunter sind, zeigte sich darin, dass der Baumstamm zum Teil schon bei geringer mechanischer Beanspruchung beim Sammeln im wahrsten Sinn des Wortes „auseinanderfiel“. Der Standort ist als sehr humos zu charakterisieren, das Holz vermorscht hier so, dass es ganzjährig nie austrocknet.



Abb. 7. Aufnahmefläche 2b = Brucksattel (b). Stark zersetzter Kadaver einer Buche. Das Bild vermag die extreme Steilheit des Geländes, die ein sicheres Arbeiten kaum zuließ, nicht wiederzugeben. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 3a

... Hinterwinkel, 3 km N des Gstatterboden, 2.300 m E des Gipfels der St. Gallener Spitze 47°37'11,1" N / 14°38'10,1" E (UTM: E: 472657 / N: 5274099) WGS 84, 1.080 m Seehöhe, SE-exponierter Buchen-Fichten-Mischwald; Mittelhang am Rand zu einer Rinne.

Der Bereich Hinterwinkel stellt einen Talschluss dar, der fächerförmig von zahlreichen latschenge säumten Geröll- und Schotterrinnen durchzogen ist. Im Randbereich dieser Rinnen sind Fragmente alpiner Vegetation, die hier weit ins Tal herabsteigen, mit Elementen der vorherrschenden montanen Buchen-Fichtenwälder verzahnt. Vereinzelt kommen immer wieder eingestreut Lärchen vor. Die Aufnahmefläche 3a liegt direkt am oberen Rand einer solchen Schotterrinne. Die umgestürzte Buche zerfällt sukzessive und stürzt in die Rinne. Aufgrund der offenen Randlage ist der Standort stark insoliert.

Im dichten Unterwuchs herrschen *Erica carnea*, *Helleborus niger*, *Carduus defloratus*, *Lilium martagon*, *Bupthalmum salicifolium* und *Calamagrostis varia* vor.

In der Aufnahmefläche fand sich ein großer Buchenstrunk sowie eine große umgestürzte Buche, die aufgrund der offenen Lage unter eher „trockenen“ Bedingungen vermorscht. Der Flechtenbewuchs auf dem Baumstumpf war überraschend divers, der umgestürzte Baum hingegen wies nur eine sehr geringe Deckung auf.



Abb. 8. Aufnahmefläche 3a = Hinterwinkel (a). Die umgestürzte Buche liegt unmittelbar an der Kante einer Schotterrinne. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 3b

... Hinterwinkel, ca. 2.900 m NNW des Gstatterboden, 770 m NE d. Sieben Brunnen. 47°37'53,2" N / 14°37'8,5" E (UTM: E: 472301 / N: 5274009) WGS 84, 1.050 m Seehöhe, S-exponierter Buchenwald; Mittelhang.

In den untersuchten Buchenwäldern im Hinterwinkel kommen nur vereinzelt Fichten vor. Wie Abb. 9 zeigt, können in geschlossenen Waldbereichen hier durchaus noch forstlich gut nutzbare Stämme heranwachsen, während diese hangaufwärts bald von mehrstämmigen und krüppelwüchsigen Buchen abgelöst werden. Die Aufnahmefläche 3b umfasst einen Ausschnitt aus einem Windwurf, der ca. 5 Jahre alt sein dürfte. Einzelne stehen gebliebene Buchen bilden die nunmehr deutlich aufgelichtete Baumschicht, im Unterwuchs kommen *Vaccinium vitis-idaea*, *Helleborus niger*, *Lapsana communis* und *Fragaria vesca* vor. Allgemein finden sich an den durch den Windwurf geöffneten Stellen typische Elemente der Waldschlagfluren ein. Einige umgestürzte Bäume weisen noch vereinzelte vitale Äste auf.

Die Flechtenvegetation auf den liegenden Stämmen steht gerade am Beginn einer Umbildung. Die auf den ehemaligen vertikalen Stämmen vorkommenden Arten sind vielfach geschwächt oder bereits abgestorben, vor allem dann, wenn sie sich nun auf der Unterseite der Stämme befinden. Andere Arten wiederum wurden durch die Veränderung und die damit einhergehenden verbesserten Lichtverhältnisse begünstigt und wachsen sehr gut bzw. haben sich hier erst ansiedelt. Allgemein ist die Deckung jedoch sehr gering.



Abb. 9. Aufnahmefläche 3b = Hinterwinkel (b). Ein Windwurf hat eine großflächige Lichtung im Buchenwald geschaffen. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 4a

... Eggeralm – Kesselboden, E Hinterwinkel, Eggeralm, 500 m WSW der Ennstaler Hütte, ca. 2.230 m WNW des Gipfels des Tamischbachturms. 47°37'06" N / 14°40'12" E (UTM: E: 475202 / N: 5273934) WGS 84, 1.390 m Seehöhe, flacher bis E-exponierter Fichtenblockwald; Rücken / verflachte Stelle.

Auf der Eggeralm liegen zwei der höher gelegenen untersuchten Waldbestände. Der dort vorhandene teils stark aufgelockerte und lichtoffene Fichten-(Bergahorn)wald über Kalkblockwerk, in dem nur wenige strauchförmig wachsende Buchen auftreten ist ein „Folgeprodukt“ der aufgegebenen Almwirtschaft. Einzelne, bis zum Boden hin beastete Baumriesen (wie in Abb. 11) stellen uralte Einzelbäume dar, die einst frei auf der Almfläche gestanden sein müssen. Dazwischen sind sukzessive dichte Bestände deutlich jüngerer Fichten aufgekommen, wie sie auch heute vielfach auf verbuschenden Weiden zu finden sind. Die erwähnten „Kugelbuchen“ sind so stark verbissen, dass man sie auf den ersten Blick als Grünerlen ansprechen möchte. Sie kommen hier regelmäßig vor, sind kaum zwei Meter hoch und wohl eindeutig ein Produkt des immensen Verbissdruckes durch das Wild, der auf den Bestand wirkt. Der Wald kann als Beispiel dafür gelten, wie viele Almen, deren Pflege heute aufgegeben wird, in einigen Jahrzehnten aussehen werden. Der Unterwuchs entspricht dem von Aufnahmefläche 4b.

Unter den untersuchten Bäumen finden sich zwei liegende geringmächtige Bergahornäste bzw. -stammteile sowie ein stehender Strunk eines Bergahorns, die alle einen starken Bewuchs mit Laubmoosen aufweisen. Weiters fanden sich in der Aufnahmefläche einige liegende Fichtenstämme, sowie ein ca. 5 m hoher, stehender Fichtenstrunk, die allesamt bereits sehr stark vermorscht waren (vgl. Abb. 10).



Abb. 10. Aufnahmefläche 4a = Eggeralm (a). Stehendes Totholz, links *Picea abies*, rechts *Acer pseudoplatanus*. Fotos: H. Komposch.

Aufnahmefläche 4b

... Eggeralm – Kesselboden, 500 m W der Ennstaler Hütte, ca. 2.240 m WNW des Gipfels des Tamischbachturms. 47°37'07" N / 14°40'12,7" E (UTM: E: 475203 / N: 5273965) WGS 84, 1.392 m Seehöhe, N-exponierter Fichten-Bergahornwald; Hochplateau, Mulde.

Die Aufnahmefläche 4b liegt etwa 30 Meter entfernt von 4a und weist daher denselben geschichtlichen Hintergrund (ehemals Almnutzung) auf. Da direkt an den mächtigen Totholzstämmen (im Bild) der recht stark frequentierte Wanderweg zur Ennstaler Hütte vorbeiführt, könnten die Bäume gut zur Präsentation von Flechten für Besucher herangezogen werden.

Im Unterwuchs finden sich zwischen den Felsblöcken Hochstauden wie *Adenostyles alliariae*, *Doronicum austriacum*, *Senecio ovatus* und *Veratrum album*. Daneben kommen auch typische Fichtenwaldarten wie *Lycopodium clavatum* vor.

Die untersuchten, bis zum Boden hin dicht beasteten Fichten setzen sich jeweils aus einem mehrere Meter hohen Strunk (davon einer in Abb. 11) sowie aus den abgebrochenen Kronenteilen zusammen. Die Borke ist bereits fast vollständig abgewittert.



Abb. 11. Aufnahmefläche 4b = Eggeralm (b). Die Flechtenflora von zwei mächtigen abgebrochenen Fichten - eine davon mehrstämmig - war u. a. Gegenstand der Untersuchungen auf der Eggeralm. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 5a

... Steinerwald, NE Hörantalm, 740 m S der Ennstaler Hütte, 1.650 m WSW des Gipfels des Tamischbachturms. 47°36'45,2" N / 14°40'39,6" E (UTM: E: 475776 / N: 5273271) WGS 84, 1.230 m Seehöhe, SW-exponierter Fichten-Wirtschaftswald; Mittelhang.

Die Aufnahmefläche 5a liegt inmitten eines forstlich begründeten monokulturellen Fichtenhochwaldes in dem einzelne Trassen freigeschlägert wurden. Der Anteil an Totholz ist hier auf einzelne bei der Holzentnahme zurückgebliebene Baumwipfel und die Stümpfe der geernteten Fichten beschränkt. Im Unterwuchs kommen Hochstauden wie *Senecio ovatus*, *Adenostyles alliariae*, Schlagarten wie *Sambucus racemosa* oder *Atropa bella-donna* und Buchenwaldarten wie *Salvia glutinosa* vor. Diese Forstfläche wurde gleichsam den übrigen eher naturnahen Waldbeständen gegenübergestellt.

Der Flechtenbewuchs ist auffällig spärlich und besteht v. a. aus Lepraflechten (*Lepraria* spp.) und Becherflechten (*Cladonia* spp.).



Abb. 12. Aufnahmefläche 5a = Steinerwald (a). Der Steinerwald stellt eine Fichtenmonokultur dar, in der Totholz nur in geringem Ausmaß vorkommt. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 5b

... Steinerwald, NE Hörantalm, 720 m S der Ennstaler Hütte, 1.600 m WSW des Gipfels des Tamischbachturms. 47°36'46" N / 14°40'42" E (UTM: E: 475826 / N: 5273314) WGS 84, 1.290 m Seehöhe, SSW-exponierter Fichten-Wirtschaftswald; Mittelhang.

Die Aufnahmefläche 5b liegt etwas oberhalb von 5a und entspricht dieser in den Standortsegebenheiten, soweit es die Baumschicht betrifft. Der Waldbestand ist hier aber dichter, sodass der Anteil an Hochstauden sowie der Dichte des Unterwuchses allgemein geringer ist. Der Anteil an geringmächtigem Totholz (Fichtenäste) mit Durchmessern unter 5 cm ist hier jedoch deutlich höher.

Der Flechtenbewuchs ist infolge des monotonen Angebotes an Substraten ebenfalls spärlich.



Abb. 13. Aufnahmefläche 5b = Steinerwald (b). Im Vordergrund liegen große Mengen an geringmächtigem Totholz. Foto: H. Komposch.

Aufnahmefläche 6a

... Gstatterstein, 660 m E des Gipfels, ca. 1.770 m E des Gehöftes Gstatterbodenbauer. 47°35'53" N / 14°40'24" E (UTM: E: 475443 / N: 5271679 WGS 84, 1.340 m Seehöhe, SSW-exponierter Fichten-Wirtschaftswald; Oberhang/Plateaubereich bis Mittelhang.

Die Aufnahmefläche 6a befindet sich auf einer Lichtung über einer Blockschutthalde. Diese liegt in einem Fichtenforst in dem einzelne Lärchen bzw. Exemplare von Bergahorn eingestreut sind. Der Unterwuchs über der Blockschutthalde ist moosreich.

Bei den untersuchten Totholzstämmen handelt es sich fast ausschließlich um liegende Fichten von geringem Durchmesser, die mitsamt dem Wurzelteller umgestürzt sind. Nur vereinzelt sind Fichtenstrünke stehen geblieben.

Die Flechtengarnitur wird von Becherflechten (*Cladonia* spp.) sowie Vertretern der Gattung *Parmeliopsis* dominiert.



Abb. 14. Aufnahmefläche 6a = Gstatterstein (a). Foto: H. Komposch.

Aufnahmefläche 6b

... Gstatterstein, 320 m E des Gipfels 47°35'49,9" N / 14°40'8,4" E (UTM: E: 475118 / N: 5271585 WGS 84, 1.370 m Seehöhe, N-exponierter Fichten-Lärchenwald.

Am Plateau des Gstattersteins findet sich ein ausgedehnter Fichten-Lärchenwald mit nur wenigen eingestreuten Buchen. Im Wald liegen vereinzelt immer wieder große Felsblöcke, teilweise sind die Fichtenbestände großflächig abgestorben. Die Aufnahmefläche 6b liegt innerhalb eines geschlossenen Fichtenbestandes und umfasst neben einer stehenden toten Buche (Abb. 15 links) vor allem liegende sowie wenige stehende tote Fichtenstämme von geringem Durchmesser (unter 20 cm). Zudem gehören auch mächtige Fichtenstrünke (Abb. 15 rechts) zur Aufnahmefläche, diese sind bereits stark abgebaut.

Der Flechtenbewuchs ist - wahrscheinlich aufgrund der schlechten Lichtverhältnisse - allgemein gering. Auf den Ästen finden sich die für Bergwälder typischen Blatt- und Strauchflechten. Nur der Buchenstamm fällt durch seinen etwas reicheren Bewuchs auf. Im Bestand ist kaum Unterwuchs vorhanden.



Abb. 15. Aufnahmefläche 6b = Gstatterstein (b). Stamm einer abgestorbenen Buche links; Fichtenstrunk, stark zersetzt rechts im Bild. Fotos: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 7a

... Haglwald, Zwanzenbichl, ca. 590 m NNW des Bahnhofs Hieflau 950 m NW der Kirche Hieflau. 47°36'45" N / 14°44'8" E (UTM: E: 480125 / N: 5273275) WGS 84, 835 m Seehöhe, S-exponierter Buchenwald; Mittelhang.

Aufnahmefläche 7a liegt in einem montanen Kalkbuchenwald mit extrem steilem Gelände, nur vereinzelt kommen eingestreut Fichten vor. Der Wald ist von kleinen und mittelgroßen Steinen bzw. Felsblöcken geprägt. Aufgrund der Steilheit des Geländes gibt es hier kaum größeres Totholz, da die Stämme bald den Berg hinabrollen. Das untersuchte Totholz ist daher mit Durchmessern von 0,2-0,45 m relativ geringmächtig und besteht aus stehenden oder liegenden Fichten- oder Buchenstämmen.

Mitunter ist die Krautschicht grasreich, v.a. Bewuchs mit *Calamagrostis varia*, teilweise fehlt jeglicher Unterwuchs. Der Waldbestand im Bereich der Aufnahmefläche ist relativ geschlossen, durch die Steilheit und geringe Baumhöhe jedoch nicht sehr stark beschattet.

Der Flechtenbewuchs ist allgemein recht spärlich was auf die Exposition und die damit verbundenen trockenen Bedingungen zurückzuführen sein dürfte.



Abb. 16. Aufnahmefläche 7a = Haglwald (a). Durch die extreme Steilheit ist liegendes Totholz selten anzutreffen. Foto: H. Komposch.

Aufnahmefläche 7b

... Haglwald, Zwanzentbichl, ca. 500 m NW des Bahnhofs Hieflau 890 m NW der Kirche Hieflau, 1.750 m ESE des Gipfels der Brottspitze. 47°36'42" N / 14°44'07" E (UTM: E: 480105 / N: 5273174 WGS 84, 790 m Seehöhe, SE-exponierter Buchen-Fichten-Mischwald; Mittelhang.

Aufnahmefläche 7b liegt etwas hangabwärts von 7a im selben wärmebegünstigten Kalkbuchenwald. Hier ist das Gelände noch steiler, sodass einige Totholzstücke noch während der Arbeit ihre Position verließen und jäh hangabwärts verschwanden um in den darunter liegenden Jungwald einzutauchen. Eine umgestürzte Fichte hängt an anderen Bäumen fest und ist vorerst nicht abgerutscht (Abb. 17). Es wurden ein Fichten- und ein Buchenstrunk, die in der Abbildung gezeigte liegende Fichte, sowie weiteres liegende Totholz untersucht.

In der Krautschicht finden sich neben *Calamagrostis varia*, *Cirsium erisithales*, *Eupatorium cannabinum*, *Cyclamen purpurascens*, *Mercurialis perennis* und *Bupthalmum salicifolium*.

Der Flechtenbewuchs ist allgemein recht spärlich, einzig der zähmorsche Fichtenstrunk wies eine höhere Vielfalt auf.



Abb. 17. Aufnahmefläche 7b = Haglwald (b). Das linke Bild zeigt recht gut, wie steil das Gelände ist. Bei Hangneigungen von 50° ist das Totholz stetig in Bewegung, was einem Flechtenbewuchs abträglich ist. Bild rechts: umgestürzte Fichte. Fotos: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 8a

... Zinödl, Zinödalm, 140 m W der Zinödlhütte, 580 m NW des Gipfels des Scheichkogels. 47°34'45,3" N / 14°40'59,8" E (UTM: E: 476166 / N: 5269577) WGS 84, 1.620 m Seehöhe, NNW-exponierter Fichten-Lärchen-Zirbenwald; Mittel- bis Oberhang.

Die Aufnahmefläche 8a liegt in einem lichtoffenen, subalpinen Fichten-Lärchen-Zirbenwald mit einigen Grünerlen und Legföhren im Unterwuchs. Der Nordhang ist durch anstehende Felsbänke gestuft.

Die gut ausgebildete Krautschicht setzt sich aus Arten der Hochstaudengesellschaften wie *Adenostyles alliariae*, *Saxifraga rotundifolia*, *Stellaria nemorum*, *Senecio ovatus*, *Solidago virgaurea*, *Aconitum napellus* s.l. und *Veratrum album* einerseits und aus Waldarten wie *Vaccinium myrtillus* und *Oxalis acetosella* andererseits zusammen.



Abb. 18. Aufnahmefläche 8a = Zinödl (a). Foto: H. Komposch.

Aufnahmefläche 8b

... Zinödl, Zinödlalm, 70 m N der Zinödlhütte, 610 m NNW des Gipfels des Scheichkogels. 47°34'48" N / 14°41'0,6" E (UTM: E: 476312 / N: 5269669) WGS 84, 1.598m Seehöhe, N-exponierter Fichten-Lärchen-Zirbenwald; Mittelhang.

Das Totholz der Aufnahmefläche 8b spiegelt die Zusammensetzung des Waldes auf der Zinödlalm. Auf einem Felsblock stehen eine abgestorbene Fichte und Lärche (Abb. 19 rechts). Unterhalb des Felsen wurden Flechten auf abgestorbenen Resten (Holz & Borke) einer Legföhre (*Pinus mugo*) sowie auf den Stämmen einer Grünerle (*Alnus alnobetula*) (Abb. 19 links) gesammelt.

Im Fichten-Lärchen-Zirbenwald kommen hier regelmäßig Eberesche, Legföhre, Grünerle und Bewimperte Alpenrose im Unterwuchs vor. Daneben finden sich auch *Gentiana pannonica*, *Aconitum napellus*, *Senecio jacobaea* und *Calamagrostis varia*.

Alle besammelten Substrate weisen einen reichen Flechtenbewuchs auf, dies gilt in besonderem Maß für die abgestorbene Lärche und Fichte.



Abb. 19. Aufnahmefläche 8b = Zinödl (b). Bild links: abgestorbene Grünerle im Vordergrund, rechts die beiden genannten abgestorbenen Bäume. Fotos: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 9a

... Südlich Hochfeld, 600 m SE des Gipfels des Scheichkogels, 1.560 m N des Gipfels der Jahrlingsmauer. 47°34'17" N / 14°41'36" E (UTM: E: 476935 / N: 5268709) WGS 84, 1.365m Seehöhe, Exponierte Schlagflur; Mittelhang mit schmaler Rinne (5 m).

Auf einer felsblockreichen Almwiese, die bereits stark verbuscht ist, konnten am Hochfeld zahlreiche mächtige liegende Fichtenstämme, die zum Teil stark zersetzt waren, untersucht werden. Diese, sowie zwei abgestorbene stehende Buchenstämme fanden sich am Rand eines geschlossenen Waldbestandes an einer sehr lichtoffenen Stelle. Sollte die Beweidung der Fläche auch hinkünftig nur sehr extensiv erfolgen und keine Schwendmaßnahmen erfolgen, so wird diese Alm recht bald zuwachsen.

Der Unterwuchs ist reich an Hochstauden wie *Senecio ovatus* oder *Euphorbia austriaca*.

Einige häufige Becherflechten (*Cladonia* spp.) sind bereits im Gelände auffällig und eindeutig anzusprechen. Diverse Krustenflechten hingegen bedürfen eines genaueren Studiums unter dem Mikroskop.



Abb. 20. Aufnahmefläche 9a = Hochfeld (a). Stark vermorschte Fichtenstämme mit großen Durchmessern prägen das Bild. Foto: H. Komposch.

Aufnahmefläche 9b

... Südlich Hochfeld, ca. 570 m SE des Gipfels des Scheichkogels, ca. 1.540 m N des Gipfels der Jahrlingsmauer. 47°34'16,8" N / 14°41'33,6" E (UTM: E: 476872 / N: 5268679) WGS 84, 1.380 m Seehöhe, ESE-exponierte Schlagflur; Mittelhang, Versteilung.

Auf einer Lawinenrinne südlich des Hochfeldes wurden einzelne tote, liegende und stehende Fichten untersucht. Der Waldbestand ist hier sehr aufgelockert und entspricht einer stark verbuschten Alm. Darauf weisen zumindest die vielen halb oder ganz geknickten, entwurzelten und unterschiedlich stark vermorschten Bäume hin.

Im Unterwuchs wachsen verschiedene Schlagpflanzen und Hochstauden wie *Geranium robertianum*, *Senecio ovatus*, *Galeopsis speciosa*, *Digitalis grandiflora* oder *Lamium maculatum*.

Der Flechtenbewuchs der stehenden Bäume unterscheidet sich grundlegend von dem der liegenden Fichten.



Abb. 21. Aufnahmefläche 9b = Hochfeld (b). Abgestorbene Fichten - stehendes und liegendes Totholz. Fotos: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 10a

... Kaderalpl, W der Straße Richtung Johnsbach, ca. 1.160 m SW des Gasthofes Bachbrücke, 770 m E des Gipfels des Turmstein. 47°34'22,9" N / 14°34'51,5" E (UTM: E: 468475 / N: 5268903) WGS 84, 750 m Seehöhe, in einer SE-exponierten Felsrinne im aufgelockerten Fichten-Buchen-Bergahornwald.

Der Bereich Kaderalpl ist sehr steil und teilweise schwer zugänglich. Immer wieder durchziehen große Felsbänder den Hang. Genau am unteren Rand eines solchen Felsbandes liegt die Aufnahmefläche 10a in einem aufgelockerten Fichten-Buchen-Bergahornwald. Das Totholz setzt sich vor allem aus Buchenstrünken und liegenden Buchenstämmen bzw. -ästen zusammen. Ein Fichtenstumpf und ein Haselstamm bringen nur wenig Abwechslung in das Substratangebot.

Im Unterwuchs kommen *Salvia glutinosa*, *Digitalis grandiflora*, *Eupatoria cannabinum*, *Vincetoxicum hirundinaria*, *Corylus avellana* (bis zu 4 m hoch), *Cyclamen europaeum*, *Prenanthes purpurea*, *Cirsium erisithales* und *Daphne mezereum* vor.

Neben vielen weiteren seltenen Arten konnte hier die auffällige Lungenflechte (*Lobaria pulmonaria*) nachgewiesen werden.



Abb. 22. Aufnahmefläche 10a = Kaderalpl (a). Moosbedeckte Buchenstämme- und Äste sind ein wertvolles Substrat für verschiedenste Flechtenarten. Foto: A. Wilfling.

Aufnahmefläche 10b

... Kaderalpl, W der Straße nach Johnsbach, ca. 1.650 m SW des Gasthofes Bachbrücke, 700 m SE des Gipfels des Turmsteins, direkt an der Schuttrinne. 47°34'7,5" N / 14°34'40,2" E (UTM: E: 468242 / N: 5268441) WGS 84, 713 m Seehöhe, SSW-exponierter Fichten-Föhren-Lärchenwald; Mittelhang.

Oberhalb einer großen Schuttrinne, die das Kaderalpl quert stockt ein lichtoffener und grasreicher Fichten-Föhren-Lärchenwald, der früher forstlich genutzt wurde, worauf zahlreiche Stümpfe schließen lassen.

Im Unterwuchs finden sich Arten wie *Calamagrostis varia*, *Erica carnea*, *Betonica officinalis*, *Helleborus niger*, *Bupthalmum salicifolium* und *Carduus defloratus*. Die Deckung der Krautschicht ist aufgrund der guten Lichtverhältnisse, bedingt durch die geringe Deckung der Baumschicht (15%), sehr hoch.

Neben Gesellschaften von „staubfrüchtigen“ Flechten auf einer stehenden Föhre waren vor allen Lärchenstümpfe und eine liegende Föhre Gegenstand der lichenologischen Untersuchungen.



Abb. 23. Aufnahmefläche 10b = Kaderalpl (b). Der entrindete Föhrenstamm im Vordergrund wurde als Totholzeinheit 116 aufgenommen. Schon von weitem ist die leuchtend gelbe *Chrysothrix candelaris* zu erkennen. Foto: A. Wilfling.

der mittlere Stamm-/Astdurchmesser sowie der Arname der Gehölze, sofern (noch) identifizierbar, notiert. Zudem wurde festgehalten ob es sich um liegendes (→) oder stehendes Totholz (↑) handelt und es wurde der Vermorschungsgrad nach Kruys & al. (1999) angegeben. Die Skala umfasste demnach:

- 1 = sterbender Baum mit Nadeln und intakter Borke
- 2 = > 50 % der Borke ist noch erhalten, Holz hart
- 3 = < 50 % der Borke ist erhalten, Holz hart
- 4 = Holz ist etwas weich / morsch
- 5 = Holz morsch, kleine Stücke herausgebrochen
- 6 = große Teile des Stammes fehlen, Form deutlich verändert
- 7 = stark verwittert, äußere Form schwer festzulegen

Zum Totholz wurden daher auch jüngst abgestorbene, stehende wie umgefallene Bäume gezählt, auch wenn deren Borke noch intakt war und der Epiphytenbesatz aus rindenbewohnenden Flechten bestand.

Auf jedem Totholzstück wurden die vorkommenden Flechtenarten unter Angabe eines geschätzten Deckungswertes (bezogen auf die Gesamtfläche des jeweiligen Totholzes) bestimmt bzw. zur näheren Bestimmung gesammelt. Die Abundanz/Dominanzwerte wurden wie folgt notiert:

r = 1 Individuum	2b = 16 bis 25%
+ = bis 1 %,	3 = 25 bis 50 %
1 = 1 bis 5 %	4 = 50 bis 75 %
2m = > 50 Individuen, Deckung < 5 %	5 = 75 bis 100%
2a = 5 bis 15 %	

Die luftgetrockneten Belege wurden präpariert und großteils mittels lichenologischer Routineanalysen unter Verwendung von zwei Zeiss Axioskop 40 Forschungsmikroskopen und einer Zeiss Stemi 2000 Stereolupe sowie einer Leica Mz6 Stereolupe bestimmt. Insgesamt wurden 541 Belege gesammelt, herbarisiert und etikettiert, die Gesamtzahl der bestimmten Proben liegt bei 830, da auf vielen Proben zwei und mehr Arten bestimmt wurden. Die dünnschichtchromatographischen Untersuchungen folgen dem Protokoll von Orange & al. (2001). Als Bestimmungsliteratur dienen neben Spezialliteratur v. a. die Florenwerke von Wirth (1995) und Purvis & al. (1992). Die Nomenklatur der lichenisierten Pilze richtet sich nach Hafellner & Türk (2001). Die Fotodokumentation wurde mit 2 Fotoapparaten Canon PowerShot Pro1 (8 Mio. Bildpunkte) bewerkstelligt. Die zitierten Belege befinden sich in den Privat-herbarien der Autoren.

Datenauswertung: Die Daten wurden in Ms Access 2003 gesammelt, statistische Auswertungen werden mit Ms Excel 2003 bzw. Statistica 7.1 durchgeführt. In die Analysen werden sowohl lichenisierte Pilze als auch nicht lichenisierte Pilze aufgenommen. In letztere Gruppe werden lichenicole Pilze (auf Flechten parasitierende Pilze) aber auch jene saprophytischen Pilze, die Flechten ähnlich sehen und in lichenologischen Arbeiten oft mitgesammelt werden, so genannte lichenoidale Pilze, aufgenommen. Unsicher bestimmte oder nur bis auf Gattungsebene bestimmte Pilze blieben in den Auswertungen unberücksichtigt.

Für verschiedene Auswertungen ist die Angabe der besammelten Fläche notwendig. Diese wurde aus den erhobenen Werten - Länge und mittlerer Durchmesser - für Baumstümpfe (abgesägte Baumreste) liegendes und stehendes Totholz in unterschiedlicher Weise berechnet. Im Falle eines Baumstumpfs

setzt sich die besiedelbare bzw. kartierbare Fläche aus der Schnittfläche und den Flanken zusammen. Bei liegendem und stehendem Totholz wurde die Fläche über die Näherung eines Zylinders errechnet, bei liegendem Holz näherungsweise ein dem Boden aufliegender Flächenanteil von 25% abgezogen.

Verwendete Abkürzungen:

l. c. = am angegebenen Ort

n = Anzahl der Stichproben

N, S, E, W; NE etc. = Haupt- und Nebenhimmelsrichtungen

op. cit. = im genannten Werk

p = Signifikanzniveau

r = Pearson'sche Korrelationskoeffizient

s. ampl. = im weiteren Sinn

spp.= Arten

subsp. = Unterart

WGS 1984 = Geozentrisches Datum und geografisches Koordinatensystem, das vom US-Militär eingeführt wurde und weltweite Verbreitung erlangt hat

Methodische Defizite: Aufgrund der Budgetbemessung und des damit verbundenen Zeitrahmens war es weder möglich die Lage der Untersuchungsflächen zufallsbasiert noch systematisch auszuwählen. Die subjektive Auswahl der Aufnahmestandorte lässt schließlich nicht zu, dass die erhobenen Daten auf die restliche Waldfläche extrapoliert gelten, sondern stellen die Aufnahmeplots in punkto Totholzanteil und Flechtenreichtum in der Regel über einen „standardisierten“ Plot. Zu berücksichtigen ist weiters die Tatsache, dass zwei Aufnahmeplots à 100 m² die relativ inhomogenen Habitats eines Waldes nicht zu repräsentieren vermögen. Insgesamt sollte mit der vorliegenden Untersuchung dennoch ein relativ vollständiger Überblick über die Flechtenflora auf Totholz im Untersuchungsgebiet vorliegen. Dies darf angenommen werden, da hinsichtlich des Substratangebotes (Baumarten) und der öko-klimatischen Standortfaktoren keine großen Erweiterungen zu erwarten sind.

Die Qualität der Bilder von Aufnahmeflächen ist mitunter nicht optimal, was damit zu tun hat, dass die untersuchten Punkte zum Teil nur unter mehrstündiger Anreise zu erreichen sind und zum Aufnahmezeitpunkt gerade starke Bewölkung oder sogar Nieselregen herrschte, sodass die Lichtverhältnisse nur bedingt zum Fotografieren geeignet waren.

4. Ergebnisse und Diskussion

4.1. Artendiversität

In den 20 Aufnahmeflächen des Nationalparks wurden 146 lichenisierte und 11 nicht lichenisierte Pilztaxa (darunter 4 lichenicole Pilze) auf Totholz kartiert. Da sich die Untersuchung nicht nur auf holzbewohnende, also rein epixyle Flechten beschränkte, sondern berindete Stämme abgestorbener Bäume inkludiert wurden, umfasst das Arteninventar auch eine Reihe von borkenbewohnenden Flechten, so genannten corticolen Flechten. Die Artendiversität variiert je nach Standort zwischen 8 und 33, wobei sich der artenreichste Plot im aufgelockerten Fichtenwald der Eggeralm und der artenärmste im Bereich eines etwa 5-jährigen Windwurfs im Buchen dominierten Wald bei Hinterwinkel befindet. Durchschnittlich wurden 19,8 Arten pro Aufnahmefläche registriert. Wie Abb. 25 zeigt sind die Aufnahmen innerhalb eines Waldtyps bezüglich ihrer Artenvielfalt (vgl. Hinterwinkel) und substratbedingten Artverteilung mitunter sehr heterogen; so stand etwa im Plot Gstatterstein (a) überwiegend entrindetes Totholz als Substrat zur Verfügung während in der unweit davon erhobenen Fläche Gstatterstein (b) berindetes Totholz überwog. Dies wirft die prinzipielle Frage auf inwiefern die Naturnähe eines Waldtyps über die ausschnittsweise Erfassung seiner Totholz bewohnenden Flechtenvereine charakterisiert werden kann oder ob nicht vielmehr die lokal zur Verfügung stehenden Phorophyten bzw. die Anzahl, Lage, Art oder der Vermoderungsgrad des Totholzes sowie die mikroklimatischen Verhältnisse die Artenzusammensetzung ihrer Flechtenvereine bestimmen. Nach Kalb (1970: 23) sind es diese Faktoren, die den Ausschlag für das Auftreten der jeweiligen Flechtengesellschaft geben. Dass auch die bodennahe Vegetation einen Einfluss auf die Zusammensetzung der holzbewohnenden Flechtenvereine ausübt, wurde von Qian & al. (1999) statistisch belegt, wenngleich dort klimatische Einflüsse als bestimmende Faktoren hervorgehoben wurden. In der vorliegenden Studie wurden diese Einflüsse nicht untersucht.

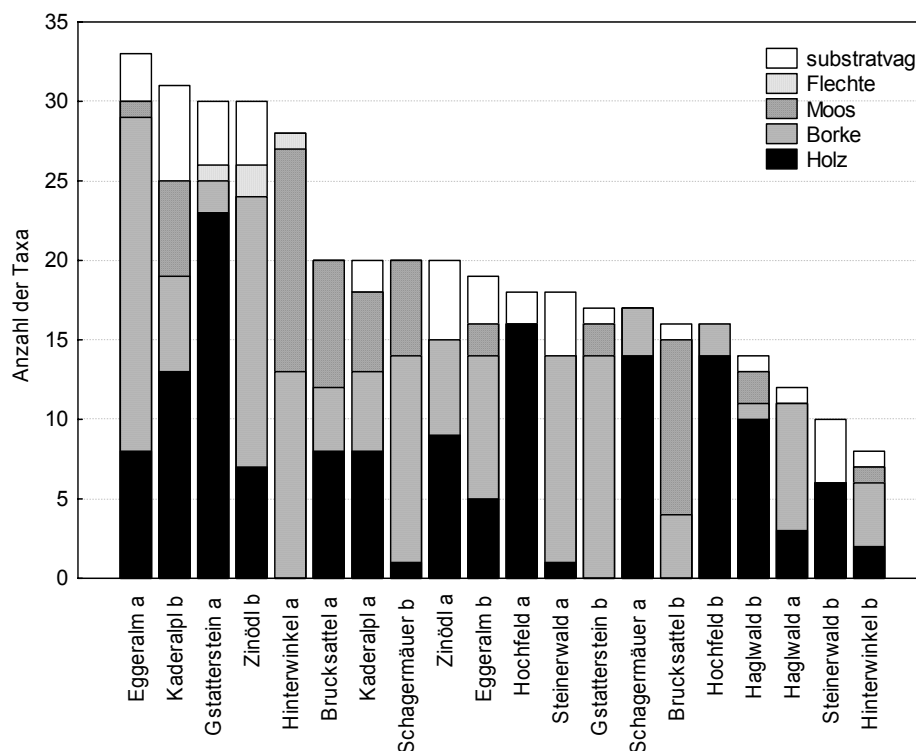


Abb. 25. Artendiversität in den 20 untersuchten Totholzplots, gestapelt nach dem Vorkommen auf bestimmten Substrattypen.

Betrachtet man die Artenzusammensetzung an den einzelnen Standorten (siehe Anhang 3), so fällt auf, dass einige der untersuchten Lokalitäten besonders reich an holzbewohnenden Flechtenarten waren. Dazu zählen mit mehr als 10 holzbewohnenden Arten Gstatterstein (a), Hochfeld (a, b), Schagermäuer (a) und Kaderalpl (b). An allen genannten Lokalitäten kommt vor allem liegendes Totholz von Fichten sowie Stümpfe derselben vor. Besonders wenige Holzbewohner finden sich bei Schagermäuer (b), wo die Borke der Buchen noch fast vollständig vorhanden war und Steinerwald (a) wo das Holz der Fichtenstämme und Strünke auf einem sonnexponierten trockenen SW-Hang scheinbar für eine Besiedlung zu trocken war.

Hohe Artenzahlen an borkenbewohnenden Flechten (> 10) fanden sich in den Aufnahmeplots Eggeralm (a), Zinödl (b), Hinterwinkl (a), Schagermäuer (b), Steinerwald (a) und Gstatterstein (b). In der Aufnahmefläche Schagermäuer (b) kamen nur Buchen mit fast vollkommen erhaltener Borke vor, die eine Besiedlung begünstigen. In den Plots Hinterwinkl (a) und Gstatterstein (b) erhöhte jeweils ein einziger alter Buchenstrunk die Artenvielfalt enorm und in der Aufnahmefläche Eggeralm (a) fanden sich sehr flechtenreiche Borken an Bergahorn. In der Aufnahmefläche Steinerwald (a) waren hingegen die Borken der Fichtenstümpfe besonders flechtenreich und in Zinödl (b) fanden sich Borkenbewohner v. a auf abgestorbener Fichte und Lärche, aber auch auf Grünerle. Die breite Verteilung der Baumarten, die besonders reiche Borkenbesiedelung durch Flechten aufweisen, zeigt, dass auch hier eine hohe Vielfalt förderlich ist. Besonders wenige Borkenbewohner fanden sich in den Aufnahmeflächen am Gstatterstein (a), Hochfeld (b) und Haglwald (b) wo die Fichten (und vereinzelt Buchen) meist schon so stark vermorscht waren, dass fast nur noch Holz vorhanden war. In den Aufnahmeflächen Hochfeld (a) und Steinerwald (b) fehlen Borkenbewohner überhaupt. In der ersten Fläche war aufgrund des fortgeschrittenen Zerfalls schlichtweg keine Borke mehr vorhanden, bei der zweiten Fläche handelte es sich um einen Intensivforst, in dem zwar Borke, jedoch keine Borkenbewohner vorhanden waren. In beiden Fällen konnten auch keine Moosbewohner nachgewiesen werden.

Keine Flechten über Moosen konnten auch in den Aufnahmeflächen Zinödl (a, b), Steinerwald (a), Schagermäuer (a) und Hochfeld (b) gefunden werden. Die Gründe dafür sind meist entweder das Fehlen eines Moosbewuchses in zu stark beschatteten Wäldern (Schagermäuer a) oder aufgrund zu trockener und forstlich beeinflusster Bedingungen (Steinerwald a) bzw. das Vorhandensein von primär freistehendem Totholz ohne Moosbewuchs (Zinödl b, Hochfeld b)

Auffallend viele Flechten auf Moosen (mehr als 10 Arten) fanden sich in den Plots Hinterwinkl (a) und Brucksattel (b). Bei ersterem ist diese Vielfalt ebenfalls den bereits bei den Borkenbewohnern erwähnten einzelnen Buchenstrunk zurückzuführen, der auch eine hohe Deckung mit Stammmoosen aufwies, während am Brucksattel der moosüberzogene Kadaver einer stark vermorschten Buche zahlreichen Flechten auf Moosen Lebensraum bot.

4.2. Substratabhängigkeit

4.2.1. Abhängigkeit von der Art des Phorophyten

Das Totholz verteilt sich in den untersuchten Plots sehr unterschiedlich auf 8 Gehölzarten, eventuell verbirgt sich innerhalb der Substratgruppe, die nur auf Familienniveau (Pinaceae) bestimmt werden konnte, noch die Zirbe (*Pinus cembra*). Fichte (*Picea abies*) ist mit 63 Totholzstämmen/-ästen das häufigste Substrat, Rot-Buche (*Fagus sylvatica*) folgt mit knapp halb so vielen Totholzeinheiten, Lärche (*Larix decidua*) ist nur 9 mal vertreten, die übrigen Hölzer sind mit weniger als 6 Einheiten vorhanden. In Summe wurden 117 Totholzeinheiten mit einer Gesamtfläche von ca. 590 m² aufgenommen, lichenologisch untersucht wurde allerdings eine deutlich geringere Fläche (332 m²), da stehendes Totholz nur bis in eine Höhe von 2 m besammelt worden ist und vom liegenden Totholz jene Fläche abgezogen wurde, die dem Boden aufliegt (geschätzt 25%).

Die Anzahl der auf den jeweiligen Gehölzen festgestellten Arten steigt in \pm linearer Abhängigkeit zur Anzahl der untersuchten Totholzeinheiten (siehe Abb. 26, $r = 0,9$, $p < 0,001$). Die Korrelation zwischen erhobener Totholzfläche und Artenzahl ist stark und signifikant ($r = 0,88$; $p < 0,002$). Im Gegensatz zu den Untersuchungen von Kruys & al. (1999) in schwedischen Fichtenwäldern konnte in der vorliegenden Studie keine Korrelation zwischen Totholz-Dicke (Durchmesser) und Artenzahl festgestellt werden ($r = 0,14$, $p < 0,131$; $n = 117$), was auf die vergleichsweise geringe Anzahl der untersuchten Totholzeinheiten zurückgeführt wird (vgl. Andersson & Hytteborn 1991).

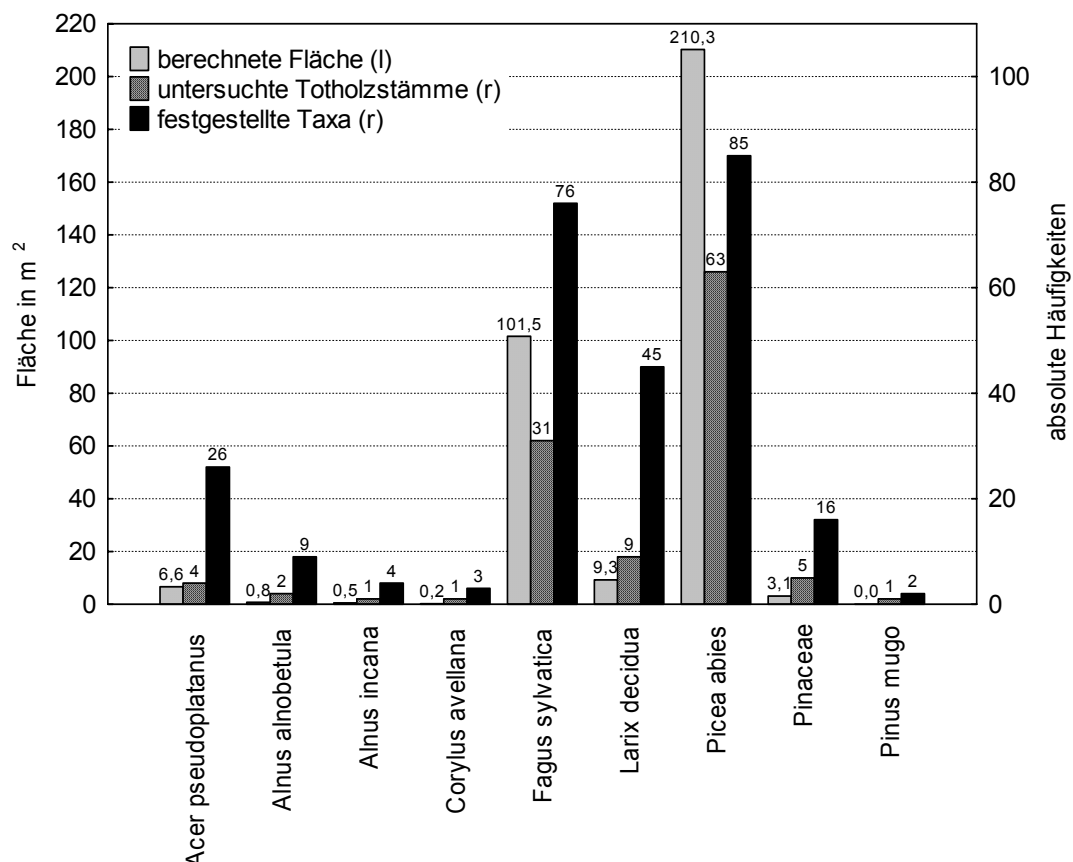


Abb. 26. Gesamtfläche und Anzahl der untersuchten Totholzeinheiten (Σ Fläche = 332,3 m², $n = 117$) je Gehölzart und Anzahl der darauf vorkommenden Taxa in den 20 untersuchten Waldplots. Anmerkung: Die beiden y-Achsen sind unterschiedlich skaliert (l bzw. r).

Für Flechten spielt es eine entscheidende Rolle welcher Baumart ein zu besiedelndes Substrat angehört, denn damit ist unter anderem der pH-Wert der Borke und - vermutlich mit stärkerer Vermorschung sinkend (Kalb 1970: 30, Klinka & al. 1995) - des Holzes vorgegeben (vgl. Raschendorfer 1949). Dies wird auch in der vorliegenden Studie durch eine sehr schwache aber signifikante Korrelation ($r = 0,13$, $p < 0,05$; $n = 590$) zwischen Flechten- und Phorophytenart bestätigt. Für häufig nachgewiesene Flechtenarten gibt Abb. 27 einen Überblick über die Verteilung je Phorophytenart. Das generelle Bild ist stark von der Häufigkeitsverteilung der Totholzeinheiten (Abb. 26) geprägt, so dass Zusammenhänge zwischen Flechtenarten und Totholzarten nur in wenigen Fällen auf den ersten Blick erkennbar sind. Solche konnten etwa im Fall der Schriffflechte (*Graphis scripta*), die nur auf Borke der Laubgehölze Hasel und Buche nachgewiesen wurde, oder der Becherflechten *Cladonia digitata* und *C. squamosa* sowie des staubfrüchtigen *Calicium trabinellum*, deren Nachweise sich auf Nadelgehölze beschränkten, festgestellt werden.

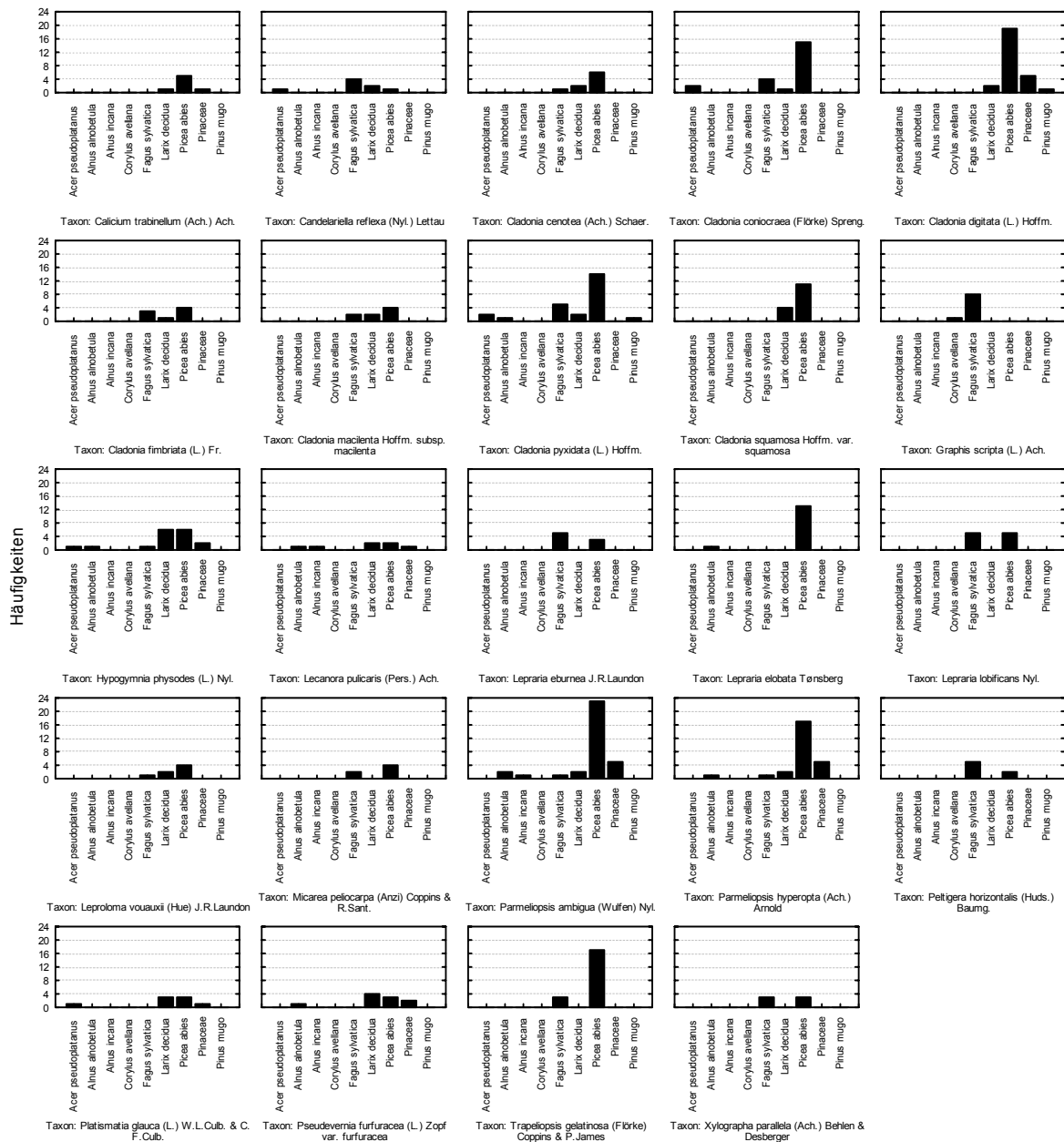


Abb. 27. Vorkommen häufiger Flechtentaxa je Totholzart (y-Achse: absolute Häufigkeiten) - dargestellt für Flechten mit mehr als 5 Vorkommen.

4.2.2. Abhängigkeit vom Substrattyp

Da sich die Untersuchungen im Nationalpark auf Totholz konzentrierten, schien es interessant zu untersuchen welche Arten ausschließlich auf (Tot-)Holz vorkommen bzw. dieses bevorzugt besiedeln und welche durch ihre sehr enge Bindung an dieses Substrat beim Fehlen von Totholz infolge zu „sauberer“ Waldbewirtschaftung, von anderen Standortparametern einmal abgesehen, schon allein Mangels verfügbaren Substrates nicht vorkommen können. Gemäß ihrem Vorkommen werden die Arten im Folgenden bestimmten Substrattypen zugeordnet, wobei viele Arten jedoch eine breite ökologische Amplitude aufweisen. Als Grundlage für den Vergleich mit den Nachweisen aus der aktuellen Studie werden die Substratangaben aus Hafellner & Türk (2001) herangezogen.

4.2.2.1. Holzbewohnende Flechten

Die häufigste im Gesäuse nachgewiesene und in ihrem Vorkommen nach Hafellner & Türk (2001) ausschließlich auf Holz beschränkte und demnach sehr substratstete Art ist *Xylographa parallela* (6 x), gefolgt von *Mycocalicium subtile* (5 x) sowie *Calicium salicinum*, *Lecanora subintricata* und *Xylographa vitiligo* (je 3 x). *Chaenotheca brunneola*, *C. xyloxena*, *Chaenothecopsis pusilla*, *Cladonia parasitica* und *Elixia flexella* konnten jeweils zweimal nachgewiesen werden. Dazu gesellen sich noch einige Arten die nur einmal gefunden wurden (vgl. Tab. 1). Es fällt auf, dass unter den ausschließlich holzbewohnenden Arten nur Krustenflechten zu finden sind und dass zwei „Lebensformen“ besonders erfolgreich zu sein scheinen. Zum einen sind dies die sogenannten „staub- oder kelchfrüchtigen“ Flechten auch Caliciale oder Coniocarpe genannt, die mit fünf Arten und 14 Nachweisen mehr als 1/3 der Funde stellen. Zum anderen stammen 11 Proben aus den Gattungen *Xylographa* und *Elixia*, denen eine gestreckte bzw. lirellenförmige Form der Fruchtkörper gemeinsam ist. Daneben finden sich Einzelnachweise von discocarpen (scheibenfrüchtigen) Flechten, einzig *Lecanora subintricata* scheint regelmäßig vorzukommen. Eine Ausnahme bezüglich ihres Mycobionten stellt *Multiclavula mucida* dar, die jedoch nur einmal gefunden werden konnte.

Taxon	Anzahl der Nachweise
<i>Xylographa parallela</i>	6
<i>Mycocalicium subtile</i>	5
<i>Calicium salicinum</i>	3
<i>Lecanora subintricata</i>	3
<i>Xylographa vitiligo</i>	3
<i>Chaenotheca brunneola</i>	2
<i>Chaenotheca xyloxena</i>	2
<i>Chaenothecopsis pusilla</i>	2
<i>Cladonia parasitica</i>	2
<i>Elixia flexella</i>	2
<i>Absconditella lignicola</i>	1
<i>Buellia arborea</i>	1
<i>Lecanora mughicola</i>	1
<i>Micarea hedlundii</i>	1
<i>Multiclavula mucida</i>	1

Tab. 1. Im Nationalpark ausschließlich auf Holz nachgewiesene und für Österreich bislang nur für diese Substrat angegebene Flechtenarten und die Häufigkeit ihres Vorkommens.

Neben den, auch in der österreichischen Literatur, auf Totholz beschränkten Arten konnten im Nationalpark einige weitere Arten nachgewiesen werden, die hinsichtlich ihrer Substratansprüche ein etwas weiter gefasstes Spektrum haben (substratvage lignicol-corticole Arten). Darunter finden sich mit *Calicium lenticulare* und *C. trabinellum* zwei weitere Vertreter der Caliciales. Die häufigste lignicol-corticole Art ist *Calicium trabinellum* (7 x) gefolgt von *Micarea peliocarpa* (6 x) und *Biatora turgidula* (5 x). Ansonsten treten hier vor allem verschiedene unauffällige, mitunter schwierig zu bestimmende Krustenflechten wie *Japewia tornoensis*, *Lecanora varia*, *Hypocenomyce caradocensis*, *Micarea melaena*, *Pertusaria pupillaris* und *Pycnora sorophora* auf. *Cladonia carneola* stellt den einzigen ausschließlich holz- und rindenbewohnenden Vertreter einer Strauchflechte dar. *Icmadophila ericetorum*, *Cladonia deformis*, *C. chlorophaea* und *Trapeliopsis flexuosa* hingegen verfügen über eine deutlich breitere Standortsamplitude und können nicht nur Holz, sondern auch silikatische Erde, Pflanzenreste, Moose u. a. besiedeln. Insgesamt konnten auf Holz 40 Flechtenarten nachgewiesen werden.

4.2.2.2. Borkenbewohnende Flechten

Insgesamt konnten 23 Flechten nachgewiesen werden, deren Vorkommen im Untersuchungsgebiet und nach Hafellner & Türk (2001) ausschließlich auf Borke beschränkt ist. Darunter findet sich mit *Chaenothecopsis epithallina* eine Art, die parasitisch auf anderen Kelchflechten wächst. Die häufigste substratstete auf Borke nachgewiesene Art ist die Schrifflechte *Graphis scripta* (9 x), gefolgt von *Hypogymnia farinacea* und *Pyrenula nitida* (je 5 x). Mit Ausnahme der blattförmigen *Hypogymnia farinacea* finden sich unter den strengen Borkenbewohnern ausschließlich Krustenflechten unter denen die Gattungen *Lecanora* (5 Arten) und *Opegrapha* (4 Arten) dominieren. Innerhalb dieser Krustenflechten muss ökologisch zwischen zweierlei Arten differenziert werden. Erstere besiedeln primär die Borke vitaler Bäume und sind auf abgestorbenen Bäumen noch für eine bestimmte Zeitdauer vorhanden, bevor sie absterben. Hierher könnte man etwa *Lecanora chlorotera* oder *Lecidella elaeochroma* stellen. Andere Arten wie etwa *Pyrenula nitida* können auch noch viele Jahre nach dem Absterben des Baumes auf der Borke gefunden werden und verschwinden erst mit dem endgültigen Abfallen derselben. Arten, die von Beginn an nur die Borke von abgestorbenen Bäumen besiedeln, wurden nicht nachgewiesen und sind nach Wirth (pers. Komm.) kaum existent.

Auffällig ist, dass die Anzahl der substratsteten Borkenbewohner deutlich höher ist als die der substratsteten Holzbewohner und dass die Arten, die über Borke nachgewiesen wurden (insgesamt 39) hinsichtlich ihrer ökologischen Ansprüche an die Unterlage deutlich homogener sind als die Holzbewohner.

Taxon	Anzahl der Nachweise
<i>Graphis scripta</i>	9
<i>Hypogymnia farinacea</i>	5
<i>Pyrenula nitida</i>	5
<i>Calicium viride</i>	3
<i>Lecanora argentata</i>	3
<i>Lecidella elaeochroma</i>	3
<i>Pertusaria leioplaca</i>	3
<i>Phlyctis argena</i>	3
<i>Acrocordia gemmata</i>	2
<i>Candelariella xanthostigma</i>	2

Taxon	Anzahl der Nachweise
<i>Lecanora chlarotera</i>	2
<i>Lecanora glabrata</i>	2
<i>Lecanora impudens</i>	2
<i>Lecanora subrugosa</i>	2
<i>Thelotrema lepadinum</i>	2
<i>Arthonia radiata</i>	1
<i>Bacidia rubella</i>	1
<i>Bacidia subincompta</i>	1
<i>Chaenothecopsis epithallina</i>	1
<i>Opegrapha atra</i>	1
<i>Opegrapha rufescens</i>	1
<i>Opegrapha varia</i>	1
<i>Opegrapha viridis</i>	1

Tab. 2. Im Nationalpark ausschließlich auf Borke nachgewiesene und für Österreich bislang nur für diese Substrat angegebene Flechtenarten und die Häufigkeit ihres Vorkommens.

Unter den substratvagen Borkenbewohnern findet sich auch eine Gruppe von vorwiegend Blatt- und Strauchflechten, die hauptsächlich auf Borke aber auch auf Holz vorkommen können. Die meisten dieser Arten sind jedoch nicht als typische Totholzbewohner anzusehen, wenngleich sie mitunter auf abgestorbenen Bäumen bzw. Ästen aufgrund des höheren Lichtangebotes mit deutlich höherer Abundanz vorkommen als auf lebenden Bäumen. Unter den streng lignicol-corticolen Arten ist einzig *Ochrolechia alboflavescens* auch über Moos wachsend bekannt. Unter den primär borkenbewohnenden (nicht lignicolen) Flechten vermögen einige auch regelmäßig Moose zu besiedeln. Dazu zählen *Strigula affinis*, *Pertusaria albescens* und *Dimerella pineti*.

Taxon	Anzahl Nachweise
<i>Parmelina pastillifera</i>	3
<i>Hypogymnia bitteri</i>	2
<i>Cetrelia cetrarioides</i>	2
<i>Usnea subfloridana</i>	1
<i>Tuckneraria laureri</i>	1
<i>Pseudevernia furfuracea</i> var. <i>ceratea</i>	1
<i>Ochrolechia alboflavescens</i>	1
<i>Nephroma parile</i>	1
<i>Hypogymnia tubulosa</i>	1
<i>Chaenotheca trichialis</i>	1

Tab. 3. Im Nationalpark nachgewiesene und in Österreich bislang nur für diese Substrate bekannte, borken- und holzbewohnende Flechtenarten, sowie die Häufigkeit ihres Vorkommens.

4.2.2.3. Holz- und Borkenbewohner

Wählt man unter den im Nationalpark nachgewiesenen Arten jene aus, die nach Hafellner & Türk (2001) bislang in Österreich nur von Holz und Borke nachgewiesen wurden, so ergibt sich die in Tab. 4 dargestellte Liste. Diese ist im Vergleich zu Tab. 3 deutlich umfangreicher, da sie alle Arten zeigt, die das Pouvoir haben beide Substrattypen zu besiedeln, jedoch in der vorliegenden Studie mitunter nur von einem der beiden Substrate nachgewiesen wurden. Dabei fallen Arten auf, die eine hohe Anzahl von Nachweisen bei nur einem der beiden Substrattypen aufweisen, was deren Präferenz klar unterstreicht. Hierher gehören etwa *Calicium trabinellum*, *Biatora turgidula*, *Micarea melaena* und *Parmelina pastillifera*. Insgesamt treten besonders *Parmeliopsis ambigua*, *P. hyperopta* und *Lepraria elobata* hervor, die deutlich abgesetzt von den übrigen Arten, die häufigsten Holz- und Borkenbewohner auf toten Bäumen im Nationalpark sind.

Taxon	Borke	Holz	Gesamt
<i>Parmeliopsis ambigua</i>	10	24	34
<i>Parmeliopsis hyperopta</i>	8	18	26
<i>Lepraria elobata</i>	8	6	14
<i>Calicium trabinellum</i>		7	7
<i>Lecanora pulicaris</i>	5	2	7
<i>Biatora turgidula</i>		5	5
<i>Imshaugia aleurites</i>	2	3	5
<i>Buellia griseovirens</i>	1	3	4
<i>Mycoblastus sanguinarius</i>	3	1	4
<i>Chaenotheca ferruginea</i>	2	1	3
<i>Lecanora symmicta</i> var. <i>symmicta</i>	1	2	3
<i>Micarea melaena</i>		3	3
<i>Parmelina pastillifera</i>	3		3
<i>Calicium lenticulare</i>		2	2
<i>Chaenotheca chrysocephala</i>	1	1	2
<i>Hypogymnia bitteri</i>	2		2
<i>Pycnora sorophora</i>		2	2
<i>Chaenotheca trichialis</i>	1		1
<i>Cladonia carneola</i>		1	1
<i>Hypocenomyce caradocensis</i>		1	1
<i>Hypogymnia tubulosa</i>	1		1
<i>Lecanora varia</i>		1	1
<i>Ochrolechia alboflavescens</i>	1		1
<i>Pertusaria pupillaris</i>		1	1
<i>Pseudevernia furfuracea</i> var. <i>ceratea</i>	1		1
<i>Tuckneraria laureri</i>	1		1
<i>Usnea subfloridana</i>	1		1

Tab. 4. Im Nationalpark nachgewiesene Flechten, die nach Hafellner & Türk (2001) beide Substrate besiedeln können. Die Tabelle zeigt die Anzahl der Nachweise je Substrat (Substratpräferenz) und die Anzahl der Gesamtnachweise.

4.2.2.4. Moosbewohnende Flechtenarten

Unter den im Nationalpark auf Baummoosen nachgewiesenen 20 Flechten fand sich keine Art, die ausschließlich als Moosbewohner zu bezeichnen ist. Unter den fakultativ moosbewohnenden Arten fanden sich im bodennahen und naturgemäß moosreichsten Bereich verschiedene Blattflechten der Gattung *Peltigera* (*P. aphthosa*, *P. polydactylon*, *P. ponojensis*) sowie einige Arten mit mehr oder weniger schuppigem Lager wie *Fuscopannaria praetermissa* und *Protopannaria pezizoides*. Weiters sind Vertreter der Gattung *Cladonia* (*C. digitata*, *C. squamosa* var. *squamosa*) häufig.

An Moosen senkrechter Stammbereiche konnten neben zwei Blattflechten, die der Gattung *Leptogium* angehören (*L. lichenoides*, *L. saturninum*) und einer Art mit Thallusschuppen (*Normandina pulchella*) vor allem unscheinbare Krusten nachgewiesen werden. Dazu zählen verschiedene *Mycobilimbia*- (*M. berengeriana*, *M. carneoalbida*, *M. hypnorum*) und *Myxobilimbia*-Arten (*M. microcarpa*, *M. sabuletorum* var. *sabuletorum*) sowie vereinzelt *Agonimia tristicula*, *Caloplaca cerina* var. *muscorum*, *Caloplaca stillicidiorum* und *Pertusaria coronata*.

Hinsichtlich ihrer Substratpräferenz sind von den auf Moosen nachgewiesenen Arten viele muscicol-corticol (*Bacidina phacodes*, *M. berengeriana*, *Mycobilimbia carneoalbida*, *M. hypnorum*, *Peltigera polydactylon*) andere wieder finden sich allgemein bevorzugt im Übergang zu kalkbeeinflussten Pflanzenresten (*Caloplaca cerina* var. *muscorum*, *Fuscopannaria praetermissa*, *Myxobilimbia sabuletorum* var. *sabuletorum*) oder sie sind als moosbewohnend und terricol (*Peltigera aphthosa*, *P. ponojensis*) einzustufen, wobei bei diesen Arten der pH-Wert des Untergrundes eine durchaus breite Amplitude aufweisen kann.

4.2.2.5. Bewohner bodennaher Substrate

Da Totholz früher oder später in Bodennähe gelangt, kommen darauf eine Reihe von Flechten vor, die auf bodennahe Substrate (v.a. Erde, Detritus, bodennahes, meist stark vermorschtes Holz) spezialisiert sind. Mitunter werden diese, wie es etwa bei Vertretern der formenreichen Gattung *Cladonia* der Fall ist, eng mit dem Vermorschen von Baumstrünken assoziiert und können daher gut als Leitarten für Totholz in Naturschutzbelangen herangezogen werden.

Über Holz (seltener Borke) und Detritus finden sich Becherflechten wie *Cladonia macilenta* subsp. *macilenta* oder *C. digitata* und *C. squamosa* var. *squamosa*, wobei letztere auch auf Moose übergehen. Über Moosen bzw. Pflanzenresten und silikatischer Erde kommen unter den Becherflechten *Cladonia fimbriata* und *C. pyxidata*, sowie die Hundsflechten *Peltigera canina* und *P. degenii* neben *Protopannaria pezizoides*, *Trapeliopsis gelatinosa* und *T. viridescens* vor. *Mycobilimbia hypnorum* und *Peltigera horizontalis* bevorzugen hingegen kalkhältige Erde bzw. Moose und Detritus über kalkhaltigem Untergrund, können jedoch auch auf Holz oder Rinde übergehen. *Cladonia pocillum* ist ebenso calciphil, kommt hingegen nur ausnahmsweise auf Holz vor. *Placynthiella uliginosa*, die in der Österreichischen Flechten-Checkliste nur für Moose und Detritus angegeben wird, konnte im Gesäuse auch auf bodennahem Totholz (an dicken Stämmen) gefunden werden. *Peltigera praetextata* vermag alle genannten bodennahen Substrate zu besiedeln.

4.2.2.6. Pilze, lichenicole Pilze und lichenicole Flechten

Im Zuge der lichenologischen Untersuchungen wurden auch verschiedene Pilze mit aufgesammelt, die mitunter im Gelände nicht eindeutig angesprochen werden konnten und daher einer Bestimmung zur Abgrenzung von den Flechtenarten bedurften. Dazu zählen *Agyrium rufum*, *Chlorosplenium aeruginascens*, *Cryptodiscus pallidus*, *Dacrynaema rufum*, *Lachnellula willkommii*, *Propolis versicolor* und *Rhizodiszina lignyota*.

Als lichenicole Pilze bzw. Flechten wurden *Chaenothecopsis epithallina*, *Clypeococcum hypocenomycis*, *Roselliniella cladoniae*, *Scutula miliaris* und *Vouauxiella lichenicola* nachgewiesen.

4.2.3. Abhängigkeit vom Vermorschungsgrad

Ein wichtiges Kriterium für die Besiedelung von Totholz durch Flechten ist dessen Vermorschungsgrad, mit dem chemisch-physikalische Veränderungen in der Holzbeschaffenheit einhergehen (z.B. Anstieg der Wasserkapazität mit steigender Vermorschung; vgl. Raschendorfer 1949, Qian & al. 1999), und der neben klimatischen Einflüssen für das Vorkommen oder Fehlen bestimmter Flechten verantwortlich ist. Die Sukzession von Flechten und Moosen in Abhängigkeit vom Zerfallsgrad des Totholzes ist in der Literatur mehrfach dokumentiert. Söderström (1988) etwa, der eine vergleichbare Aufnahmemethodik anwendet, gruppiert Flechten- und Moosarten nach ihrer Präferenz für die verschiedenen Zerfallsgrade in „fakultative Epiphyten“ (z.B. *Parmeliopsis ambigua*, *Vulpicida pinastri*, *Parmeliopsis ambigua*, *P. hyperopta* und *Platismatia glauca*), „frühe Holzbewohner“ (z.B. *Cladonia cenotea*, *C. coniocraea*), „späte Holzbewohner“ (*Cladonia bacilliformis*, *C. crispata*) und in „Bodenbewohner“ (z.B. *Cladonia rangiferina*). Auch Crites & Dale (1998) beschäftigen sich mit den sukzessionalen Veränderungen der Kryptogamenflora an Totholz von *Populus tremuloides* in den USA und dokumentieren den Wandel von rindenbewohnenden Moosen und Flechten an unverrottem Holz bis hin zu humusbewohnenden *Peltigera*- und *Cladonia*-Arten an stark vermorschtem Holz (vgl. dazu auch Laaka 1995). Muhle & LeBlanc (1975) studieren die Kryptogamenvegetation an unterschiedlich vermorschtem Totholz entlang eines Höhengradienten in Kanada, wobei jedoch das Hauptaugenmerk auf der Moosvegetation lag. In den Niederlanden untersucht Daniëls (1993) die Sukzession der Flechtenvegetation an Baumstümpfen der Rot-Föhre (*Pinus sylvestris*) an Hand von Dauerbeobachtungsplots und stellt innerhalb von 11 Jahren eine Verschiebung von einer *Hypogymnia-Evernia*-reichen Pioniergesellschaft zu einer von Becherflechten dominierten Gesellschaft fest; als primären Faktor für diese Sukzession vermutet er den Zerfallsgrad des Holzes. Aus den Nördlichen Kalkalpen bei Hall in Tirol dokumentiert Raschendorfer (1949) detailliert die chemisch-physikalischen Veränderungen der fortschreitenden Vermorschung von Totholz und geht auch auf die jeweils typischen Aufwuchsorganismen ein, wenngleich Flechten nur am Rande erwähnt werden.

Beim vorliegenden Datenmaterial ist kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen Vermorschungsgrad und Flechtenart festzustellen - eventuell ist die Stichprobenzahl zu gering, doch sieht man an den Histogrammen von Abb. 28, dass einige Flechten Präferenzen für gewisse Vermorschungsstadien zeigen. Beispiele für Flechten an unvermorschtem oder zähmorschem Totholz sind die Blattflechten *Pseudevernia furfuracea*, *Platismatia glauca* oder *Hypogymnia physodes*. Am Übergang von zähmorschem zu weichmorschem Holz liegt der Vorkommensschwerpunkt von *Parmeliopsis ambigua* und *P. hyperopta*. *Calicium trabinellum* und *Xylographa parallela* kommen ihren ökologischen Anforderungen entsprechend in dem Bereich vor, wo das Holz beginnt weich zu werden. Eine Flechte, die stark morsches Holz bevorzugt ist *Trapeliopsis gelatinosa*. Die unscheinbare grüne Kruste wurde oft an den Flanken stark vermorschter, liegender Baumstämme beobachtet. Eine weitere Gruppe von Flechten hat eine zweigipfelige Häufigkeitsverteilung, d.h. es liegt ein Schwerpunkt im gering vermorschten, meist noch berindeten Bereich und einer im stark vermorschten oft bereits wieder mit Moosen bewachsener Bereich vor. Hierher sind mehrere *Cladonia*-Arten zu stellen, etwa *Cladonia cenotea*, *C. digitata*, *C. macilenta* subsp. *macilenta* aber auch Krustenflechten wie *Lepraria lobificans*, *Leproloma vouauxii* und *Micarea peliocarpa*.

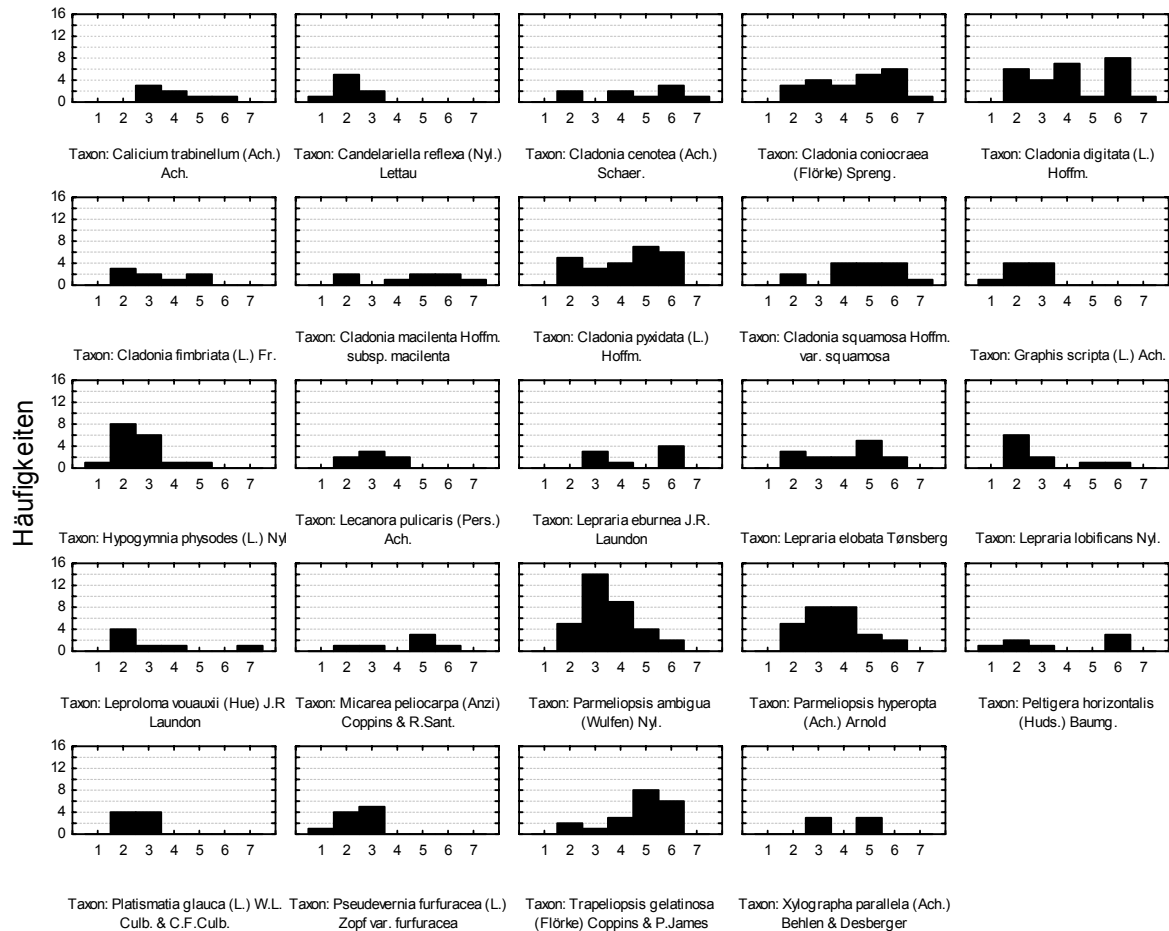


Abb. 28. Häufigkeiten von Flechten in den jeweiligen Vermorschungsklassen. Die Darstellung beschränkt sich auf Flechten mit mehr als fünf Vorkommen in den Aufnahmeflächen. Die x-Achse gibt den Vermorschungsgrad nach Krüys & al. (1999; 1 = sterbender Baum mit Nadeln und intakter Borke, 2 = > 50 % der Borke ist noch erhalten, Holz hart, 3 = < 50 % der Borke ist erhalten, Holz hart, 4 = Holz ist etwas weich / morsch, 5 = Holz morsch, kleine Stücke herausgebrochen, 6 = große Teile des Stammes fehlen, Form deutlich verändert, 7 = stark verwittert, äußere Form schwer festzulegen), die y-Achse die Anzahl der Vorkommen an.

4.2.4. Stehendes oder liegendes Totholz

Aus kleinklimatischer Sicht interessant schien die Unterscheidung von liegendem und stehendem Totholz. Liegendes Totholz ist durch die Bodennähe deutlich geringeren hygrischen und thermalen Schwankungen ausgesetzt als stehendes, während die Verhältnisse in Bodennähe generell jedoch feuchter sind. Damit war mit Unterschieden in der Artenzusammensetzung zu rechnen, die jedoch statistisch nicht belegt werden konnten ($r = -0,07$, $p = 0,07$, $n = 590$; Anmerkung: Baumstrünke wurden in den Analysen zum stehenden Totholz gerechnet). Trotz der fehlenden Korrelation sind Taxa wie z.B. *Hypocenomyce* spp., *Chrysothrix candelaris*, *Elixia flexella*, *Immadophila ericetorum*, *Imshaugia aleurites*, *Lecanora expallens*, *L. subintricata*, *Loxospora elatina* und der ganze Formenkreis der Caliciales s. ampl. mit wenigen Ausnahmen auf stehendem Totholz nachgewiesen worden. Deutlich weniger Arten sind zu nennen, die bevorzugt auf liegendem Totholz kartiert wurden, darunter etwa *Buellia griseovirens* oder *Micarea peliocarpa*, sowie die beiden saprophytischen Pilze *Agyrium rufum* und *Chlorosplenium aeruginascens*. Die geringe Anzahl von Nachweisen dieser stenöken Arten und hohe Zahl (Taxa und Individuen) an euryöken Arten scheint für die fehlende Korrelation verantwortlich zu sein.

4.3. Flechtengesellschaften

Obwohl in der vorliegenden Studie Flechten nicht nach soziologischen Kriterien erhoben wurden – das Hauptaugenmerk lag auf floristischen Gesichtspunkten – wird der Versuch unternommen die vorkommenden Arten nach ihrer Gesellschaftszugehörigkeit zu gruppieren und in diesem Kontext kurz zu charakterisieren.

4.3.1. Artenverteilung

Einen ersten Eindruck über die untersuchten Flechtenvereine an Totholz vermittelt die Auflistung der häufigsten Flechten des Untersuchungsgebietes (siehe Abb. 29). Dabei fällt auf, dass neben den zwei Blattflechten der Gattung *Parmeliopsis* (Abb. 37) die Gruppe der Becherflechten (*Cladonia* spp.) stark vertreten ist. Zu den konstant an Totholz siedelnden Flechten reihen sich zudem verschiedene *Lepraria*-Arten und Flechten aus acidophytischen Flechtenvereinen wie *Hypogymnia physodes*, *Pseudevernia furfuracea* oder *Platismatia glauca*.

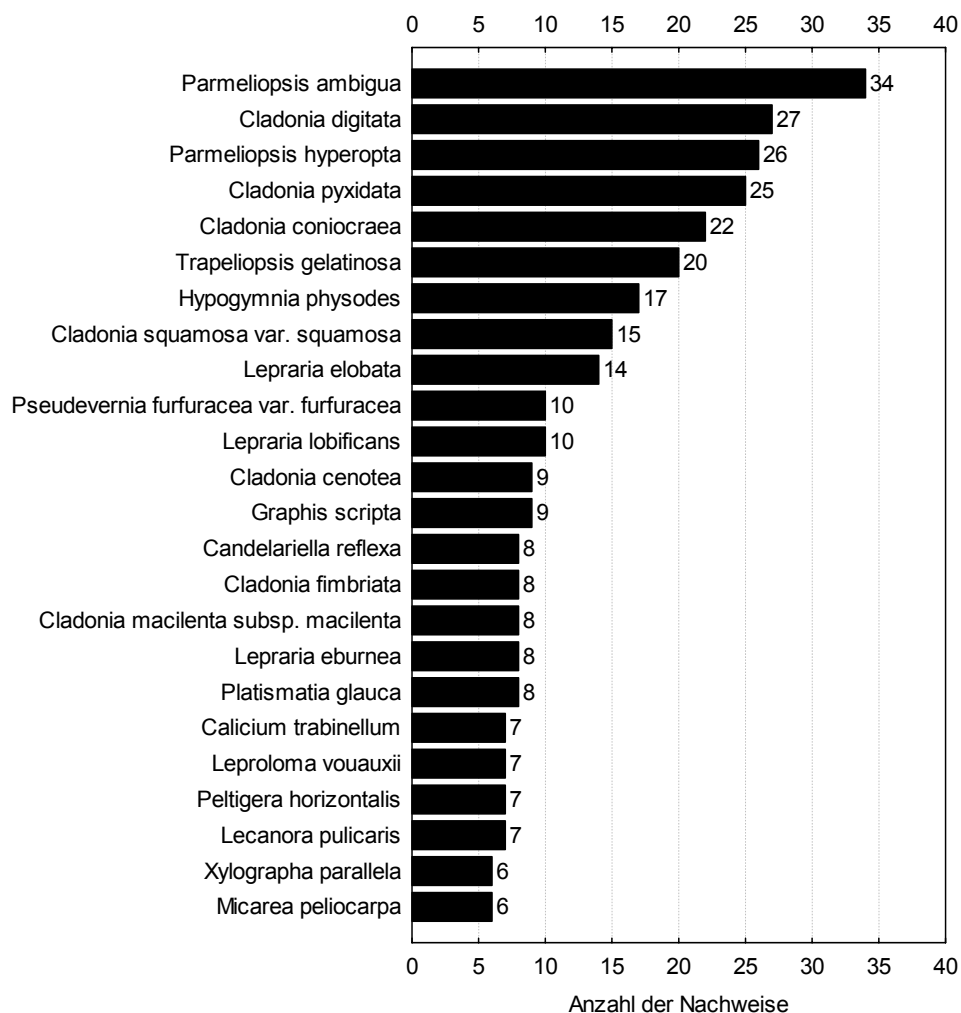


Abb. 29. Häufigkeitsverteilung der Flechten mit mehr als fünf Vorkommen in den Aufnahmeflächen (Gesamtzahl der untersuchten Totholzeinheiten $n = 117$).

Die häufigste Flechte der Untersuchungsflächen ist *Parmeliopsis ambigua*, die auf Borke verschiedener Nadelhölzer und entrindetem Holz gleichermaßen häufig anzutreffen ist. Sie besitzt ein breites ökologisches Spektrum in Bezug auf Licht und Wasserversorgung und zeigt Substratpräferenzen im sauren pH-Bereich (Wirth 1995), darum werden die schwach sauren bis subneutralen Borken von Buche und Ahorn gemieden, nicht aber deren modernde Kadaver. *P. ambigua* ist mit der morphologisch ähnlichen, geringfügig seltener vorkommenden *P. hyperopta* regelmäßig vergesellschaftet.

4.3.2. Zuordnung zu lichen-soziologischen Einheiten

Beim Sammeln wurden im Gelände Dominanzwerte vergeben um die Verteilung der Flechten dokumentieren zu können (vgl. Kapitel Methode). Indem Dominanzen jeweils für ganze Totholz-Einheiten vergeben wurden, blieben die Beschränkung auf das Minimumareal bzw. einen homogenen Aufnahmeort unberücksichtigt, weshalb hier vorgenommene Gesellschaftszuordnungen lediglich tendenziellen Charakter haben. Die Zuordnung zu einem Verband oder einer Gesellschaft erfolgt in erster Linie nach dem Vorkommen einer Art bzw. ihrem Fehlen. Typische Flechtengesellschaften auf morschem bzw. entrindetem Totholz finden sich in folgenden Verbänden:

4.3.2.1. Calicion viridis Hadač

Der erste Verband, der speziell auf entrindetem Totholz mit verschiedenen Gesellschaften auftritt ist das Calicion viridis Hadač. Dieser regenscheue Verband (Kalb 1970) auf sauren Borken und Totholz in alten Wäldern höherer Lagen (Klement 1955: 146) wird meist von Krustenflechten, darunter zahlreiche caliciale Arten, dominiert. Die Standortsökologie kann mit acidophytisch, mesophil, skiophil bzw. schwankendem Lichtbedarf umrissen werden. Nach Barkman (1958: 352) bevorzugt das Calicion viridis Holz verschiedener Baumarten aber auch Koniferenborke, Borke von Birke und Eiche, ist stark acidophytisch (pH 3,0-5,0), anitrophytisch und heliophob, d.h. es toleriert keine direkte Sonnenbestrahlung aber bevorzugt lichtreiche Standorte. Von den Verbandscharakterarten konnte nur *Chaenotheca trichialis* bestätigt werden. *Chaenotheca furfuracea*, *Cybebe gracilenta* und *Sclerophora peronella* wurden nicht nachgewiesen.

Aus dem Untersuchungsgebiet werden die Aufnahmen 14 (Brucksattel /a) und 89 (Zinödl /a) zur Assoziation des Calicietum abietini Kalb gestellt, obwohl die Charakterart *Calicium abietinum* in allen Aufnahmeplots fehlt. *C. trabinellum* kommt hingegen teils mit hohen Stetigkeiten (siehe auch Hofmann 1993: 63) vor. Am Totholzstück 14 fanden sich auch *Chrysothrix candelaris* und *Chaenotheca brunneola*, wobei letztere auch aus Aufnahmen der Hochlagen Schottlands berichtet wird (James & al. 1977: 307). Laut Kalb (1970) zeichnet sich die Gesellschaft durch hohes Lichtbedürfnis, eventuell auch hohe Ansprüche an Substratfeuchtigkeit und niedrige pH-Werte aus. *Micarea melaena*, eine gute Zeigerart dieser Verhältnisse wurde nur einmal in dieser Vergesellschaftung gefunden (Totholzeinheit 14). Bei stärkerer Vermorschung wird die Gesellschaft von *Cladonia*-Schuppen verdrängt (Kalb, I. c., Gloßner & Türk 1999). Die Dominanz von *Calicium trabinellum* könnte auch Anhaltspunkt für die Zuordnung zum Calicietum trabinelli Gloßner & Türk sein, eine Gesellschaft, die als Erstbesiedler an entrineten Baumstümpfen auftritt und Entwicklungstendenzen zum Ptychographetum flexellae Gloßner & Türk und Parmeliopsidetum ambiguae Hilitzer zeigt (vgl. Gloßner & Türk, I.c.).

Bevorzugt an entrineten Stämmen und Baumstrünken von Nadelgehölzen mittleren Vermorschungsgrades (3-4) ist die von Gloßner & Türk (1999) beschriebene Assoziation des Ptychographetum flexellae in Ansätzen zu erkennen. Die Charakterarten *Elixia flexella*, *Biatora turgidula* und *Lecanora subintricata* sind in Begleitung von *Calicium trabinellum*, *Placynthiella*-Arten,

Chaenothecopsis pusilla und anderen in geringer Deckung anzutreffen. Aufgrund der Größe der Totholzstücke und der heterogenen Standortsbedingungen inkludieren die Artenlisten meist auch Übergangsgesellschaften etwa zum Cladonion, Calicietum trabinelli oder Cetrarion pinastri.

Das Xylographetum parallelae Smarda konnte nur in rudimentärer Ausprägung beobachtet werden. Die Artengarnitur, die meist von *Cladonia*-Arten dominiert ist, zeigt deutliche Übergänge zu Gesellschaften stärker vermorschter Baumstämme. Nach Kalb (1970: 27 f.) benötigt *X. parallela* hartes Holz an lichten Stellen und ist nicht auf eine winterliche Schneedecke angewiesen, kommt also auch über 60 cm Bodenhöhe vor (siehe auch Wirth 1995: 633). In der vorliegenden Untersuchung fehlen an den Totholzstücken mit *Xylographa parallela* durchwegs die von Barkman (1958: 352 f.) zitierten Charakterarten *Calicium minutum*, *C. trabinellum* und *Cyphelium tigillare*.

Ebenfalls unklar bleibt die Zuordnung von Arten wie *Lecanora expallens* und *Calicium salicinum*. Sie würden recht gut in das Calicietum hyperelli Hilitzer passen, es fehlen jedoch auch hier die nach James & al. (1977: 307 f.) angegebenen dominanten Arten *Calicium viride* und *Lecanactis abietina*. Das Habitat ist ein lichtoffener Fichten-Föhren-Lärchenwald in SSW-Exposition (z.B. Kaderalpl b, Totholzeinheit 116).



Abb. 30. *Chaenotheca ferruginea*, eine „staubfrüchtige Stecknadelflechte“ konnte in drei untersuchten Flächen nachgewiesen werden. Foto: A. Wilfling.

4.3.2.2. Leprarion incanae Alborn

An den zwei Totholzeinheiten 115 und 116 am Kaderalpl (b) ist das Chrysothrichetum candelaris Mattick, eine auffällig gelb leuchtende Flechtengesellschaft, schon von weitem sichtbar. In monodominanten Beständen überzieht *Chrysothrix candelaris* dabei die Vertikalflächen eines

entrindeten Lärchen- und eines Fichtenstrunks (Abb. 31). Ein weiteres Vorkommen wurde am Brucksattel (a) auf Totholzeinheit 14, einem Lärchenstrunk, in enger Verzahnung mit Gesellschaften des *Calicion viridis* erhoben. Die drei Funde bestätigen die von Hofmann (1993) festgestellte Präferenz der Gesellschaft für Nadelholz auch in den Ennstaler Alpen. Die von Gloßner & Türk (1999) zitierten übrigen Charakterarten der Gattung *Chaenotheca* wurden in keiner Aufnahme gefunden.

Weitere Gesellschaften dieses Verbands, die zur Zeit im *Leprarietum incanae* James, Hawksworth & Rose zusammengefasst werden (vgl. Hofmann 1993: 69), dürften an sehr schattigen und substratfeuchten Stellen durch Vegetationsaufnahmen nachgewiesen werden können. In der vorliegenden Studie wurden verschiedene *Lepraria*-Arten aufgesammelt, darunter *Lepraria eburnea*, *L. elobata* und *L. lobificans* (Häufigkeiten; siehe Abb. 29). Sie vermögen noch jene Stellen zu besiedeln, die für andere Flechten auf Grund zu geringen Lichtgenusses unbewohnbar sind.



Abb. 31 Beispiele für das *Chrysothrichetum candelaris* im Nationalpark (links: Kaderalpl b, rechts: Brucksattel a). Die Gesellschaft besiedelt bevorzugt Vertikalfächen entrindeter Stämme. Fotos: A. Wilfling.

4.3.2.3. *Cladonion coniocraeae* Duvign.

Das *Cladonion coniocraeae* umfasst sehr weit verbreitete und auffällige Totholzesgesellschaften im untersuchten Gebiet.

Das *Cladonietum cenoteae* Frey kommt an sehr trockenen, sauren Baumbasen, Baumstümpfen aber auch über torfigem Boden vor (vgl. James & al. 1977: 313). Die Charakterart *Cladonia cenotea* ist dabei unter anderem mit verschiedenen *Cladonia*-Arten, wie *C. coniocraea*, *C. fimbriata*, *C. macilenta*, *C. pocillum* vergesellschaftet und bildet dichte Rasen aus (siehe Abb. 32). Die Stifflechte *Cladonia coniocraea* und teilweise auch die rotfrüchtige *Cladonia digitata* leiten dabei zu einem Verein über, der auf schwächer vermorschtem Totholz und sauren Borken sein Optimum besitzt:



Abb. 32. *Cladonia cenotea* ist eine häufige Becherflechte an Totholzstrünken im Nationalpark. Foto: H. Komposch.



Abb. 33. *Cladonia digitata* gehört zu den auffälligsten Vertretern unter den Becherflechten und ist an ihren roten Fruchtkörpern sowie an den großen Grundschuppen relativ einfach zu erkennen. Die Art kommt in beiden Assoziationen des *Cladonia coniocreae* vor. Foto: A. Wilfling.



Abb. 34. *Cladonia macilenta subsp. macilenta* ist auf morschen Baumstümpfen regelmäßig zu finden. Foto: A. Wilfling.



Abb. 35. *Cladonia pyxidata* zählt zu den häufigsten Becherflechten in Alt- bzw. Totholzbeständen im Nationalpark. Das Bild zeigt einen Föhrenstumpf (Kaderalpl b). *C. pyxidata* kommt nur ringförmig im äußeren Splintbereich vor, während sie den kaum verwitterten und harzreichen Kern im Hintergrund kaum besiedeln kann. Foto: A. Wilfling.



Abb. 36. Die Heideflechte *Icmadophila ericetorum* kommt im Untersuchungsgebiet bevorzugt auf alten stark vermoderten Fichtenstrünken vor. Ihr grünlich-glaukes Lager ist von den dicht stehenden inkarnatfarbenen Apothecien überzogen. Foto: A. Wilfling.

Ohne Vegetationsaufnahmen schwer von der vorigen Assoziation zu unterscheiden ist das Cladonietum coniocraeae Duvign. Es ist eine Gesellschaft von weiter ökologischer Amplitude, die an der Basis schattiger Bäume, auf Totholz, Fels und Böden vorkommt (James & al. 1977: 313f.). Neben *Cladonia coniocraea* kommen noch viele andere *Cladonia*-Arten wie z.B. *C. digitata*, *C. macilenta* subsp. *macilenta* (Abb. 34), *C. pyxidata* (Abb. 37) oder *C. squamosa* var. *squamosa* sowie die Heideflechte *Icmadophila ericetorum* (Abb. 36) vor. Nach James & al. (op. cit.) kann an trockenem entrindetem Holz *Cladonia coniocraea* durch *C. parasitica* ersetzt sein, wie dies in den Aufnahmeflächen Eggeralm und Hochfeld der Fall zu sein scheint (Totholzeinheiten 26 und 105). Das Cladonietum coniocraeae hat zudem Berührungspunkte mit Arten aus anderen Gesellschaften, etwa *Trapeliopsis gelatinosa*, *Placynthiella icmalea*, *Micareea prasina*, *M. prasina*, *Peltigera canina* wobei Moose ebenso wichtige Komponenten der Gesellschaft sind.

4.3.2.4. *Lecanorion variae* Barkman

In den hohen Lagen der Ennstaler Alpen ist die Gesellschaft des Hypocenomycetum scalaris Hilitzer selten anzutreffen. Die Trockenheit liebende, kleinschuppige *Hypocenomyce scalaris* ist die einzige Charakterart der Gesellschaft. Sie überzieht in dichten Beständen die Borke und auch das zähmorsche Holz von Nadelbäumen, wobei die regengeschützten und mäßig lichtreichen Bereiche der Baumbasen bevorzugt werden (vgl. Wirth 1995). Bei höherer Feuchtigkeit und niedrigeren Sommertemperaturen wird sie von *Parmeliopsis ambigua* abgelöst (vgl. Kalb 1970: 37f., Hofmann 1993: 71). Im Untersuchungsgebiet konnte *H. scalaris* nur an vier Totholzeinheiten nachgewiesen

werden (61, 115 mit sehr geringer Deckung bzw. 90, 95 mit hohen Deckungswerten), was auf die allgemein sehr humiden Standortsgegebenheiten zurückzuführen sein dürfte.

An einem halbschattig stehenden, entrindeten Fichtenstrunk (Totholzeinheit 99) am Hochfeld (a) wird die hohe Abundanz von *Xylographa vitiligo* als Indiz für das Vorkommen des *Xylographetum vitiliginis* Kalb gedeutet. Die ebenso hohen Deckungswerte von *Parmeliopsis ambigua* könnten nach Hofmann (1993: 75) als Entwicklung zur gleichnamigen Gesellschaft auf Grund höheren Lichtgenusses gedeutet werden. Auffallend häufig wächst an diesem Baumstrunk der saprophytische Pilz *Dacrynaema rufum*. Beide Vorkommen von *Xylographa vitiligo* werden u.a. von der fertilen *X. parallela* begleitet (vgl. Kalb 1970: 35).

4.3.2.5. *Cetrarion pinastri* Ochsner

Ein wichtiger, da sehr weit verbreiteter Verband ist das *Cetrario pinastri*. Die Verbandscharakterarten setzen sich großteils aus Strauch- und Blattflechten zusammen. Nach Klement (1955: 160) sind das *Bryoria fuscescens*, *Platismatia glauca*, *Mycoblastus sanguinarius*, *Pseudevernia furfuracea*, *Hypogymnia tubulosa*, *Ramalina farinacea* und *Usnea hirta*. In Großbritannien werden moderat saure Borken an gut mit Licht versorgten Stellen bevorzugt (James & al. 1977: 334 f.).

In den Aufnahmeplots sind besonders an rasch abtrocknendem, zähmorschem, entrindetem Nadelholz Charakterarten des *Pseudevernietum furfuraceae* (Hilitzer) Kalb zugegen. Unter ihnen in hohen Abundanzen *Pseudevernia furfuracea*, *Platismatia glauca*, *Hypogymnia physodes* neben Arten aus Gesellschaften ähnlicher Ökologie wie *Lecanora pulicaris*, *Evernia divaricata*, *Imshaugia aleurites* u.a. (vgl. Gloßner & Türk 1999). *Parmeliopsis ambigua* und *P. hyperopta* sind massiv vertreten, leiten jedoch bereits zur nächsten Gesellschaft, dem *Parmeliopsidetum ambiguae* Hilitzer über.

Das *Parmeliopsidetum ambiguae* Hilitzer ist in den Alpen meist eng mit dem *Pseudevernietum furfuraceae* vergesellschaftet, jedoch von diesem durch das häufige Auftreten von *Imshaugia aleurites*, *Parmeliopsis ambigua* und *P. hyperopta* unterschieden. Zum Teil findet man diese Art auch in Kombination mit verschiedenen *Cetraria*-Arten (vgl. James & al. 1977: 337 bzw. Barkman 1958: 467). Klement (1955) fasst die ökologischen Ansprüche als acidophytisch (säureliebend), skiophytisch (schattenliebend) und psychrophytisch (Schneebedeckung benützend; chionophil nach Barkman 1958) zusammen. *Parmeliopsis ambigua* wird dabei von Klement (l.c. 12) als „Schneepegel“ bezeichnet, da vor allem von Schnee geschützte Stellen besiedelt werden. Bis in eine Höhe von 2 m kann die Subassoziation mit *Imshaugia aleurites* an Stämmen emporwachsen und dann direkt zum *Letharietum vulpinae* bzw. *Pseudevernietum furfuraceae* übergreifen, im Untersuchungsgebiet konnte jedoch nur Letzteres beobachtet werden. Es fällt auf, dass an den untersuchten Totholzeinheiten nur ein Mal die optisch auffällige dritte Charakterart der Gesellschaft, nämlich *Vulpicida pinastri*, auftritt. Dies jedoch in sehr geringer Abundanz und nicht in der typischen Vergesellschaftung.

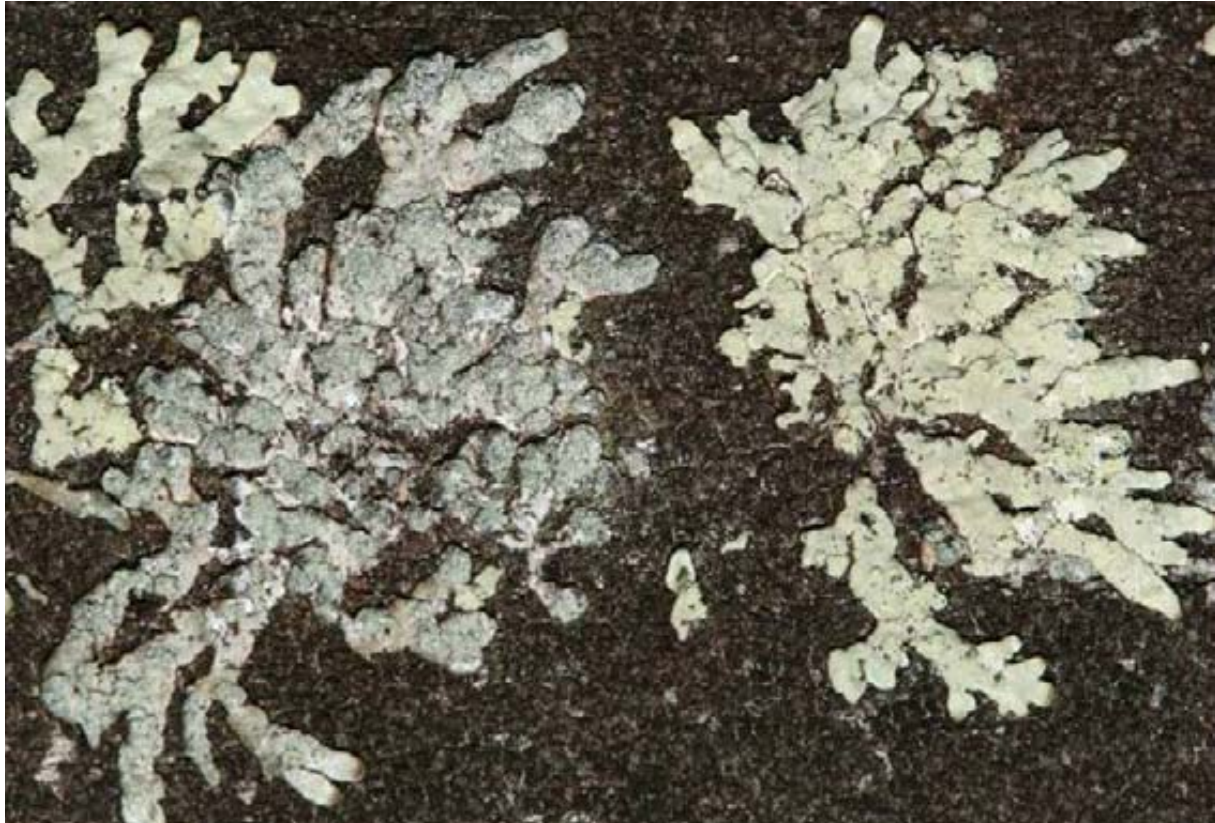


Abb. 37. *Parmeliopsis ambigua* (gelblich) und *P. hyperopta* (grau) sind meist eng vergesellschaftet und zählen zu den häufigsten Totholzbewohnern des Untersuchungsgebietes. Foto: H. Komposch.

4.3.2.6. *Graphidion scriptae* Ochsner

Das *Graphidion scriptae* ist ein schattenliebender und acidophytischer Verband auf lebenden Stämmen glattrindiger Laubbäume mit ausgeglichenem Waldklima (Klement 1955: 128f.). Von den Verbandscharakterarten wurden *Graphis scripta* (Abb. 39), *Pertusaria leioplaca*, *Arthonia radiata*, *Pyrenula nitida* (Abb. 38), *Opegrapha viridis* in regelmäßiger Begleitung von *Lepraria eburnea*, *L. lobificans* und *Lecidella elaeochroma* bzw. vereinzelt Vorkommen von *Melanelia fuliginosa* oder *Lecanora argentata* festgestellt.

Die Zuordnung zu einer Assoziation ist auf Grund der wenigen und unvollständiger Erhebungen nicht möglich. Sehr oft finden sich nur schwer bestimmbare Fragmente einer Gesellschaft auf den im Absterben begriffenen Buchenborken (vgl. James & al. 1977: 314). Am besten ausgebildet ist diese Vergesellschaftung an Totholzeinheiten der sonnseitigen Buchenwälder bzw. Buchenmischwälder nördlich von Hieflau (Hagwald (a) und (b); vgl. Gloßner & Türk 1999). An diesen, aus lokalklimatischer Sicht trockenen Hängen sind keine Übergänge zum hygrophytischen Lobarion zu erkennen.



Abb. 38. *Pyrenula nitida* ist wie die Schriftflechte an ein lichtarmes und gleichmäßig feuchtes Waldklima gebunden. Foto: H. Komposch.



Abb. 39. Lager der Schriftflechte *Graphis scripta*. Foto: A. Wilfling.



Abb. 40. Die Lager der schwarzfrüchtigen *Lecidella elaeochroma* sind in den *Graphidion*-Gesellschaften regelmäßig zu finden. Foto: A. Wilfling.



Abb. 41. Die scheibenförmigen Fruchtkörper der Krustenflechte *Lecanora argentata* sind von einem lagerfarbenen (weißlich-hellgrauen), wulstartigen Rand umgeben. Foto: A. Wilfling.

4.3.2.7. *Lobarion pulmonariae* Ochsner

Wie im vorigen Verband sind auch die Aufnahmen im *Lobarion pulmonariae* als fragmentarisch zu bezeichnen. Meist sind an den abgestorbenen Borke und abgebrochenen Kronenästen nur noch Reste der einstigen blattflechtenreichen Gesellschaften vorhanden, die alsbald mit der abwitternden Borke zugrunde gehen. Abgesehen von *Ochrolechia androgyna* wurden mit *Nephroma parile*, *Cetrelia cetrarioides* (Abb. 42) und *Leptogium saturninum* alle Verbandscharakterarten festgestellt. Die Abgrenzung von Assoziationen innerhalb dieses hygrophytischen und photoindifferenten Verbands kann auf Grund der geringen hier einzuordnenden Aufnahmezahlen nicht vorgenommen werden.



Abb. 42. Die Blattflechte *Cetrelia cetrarioides* ist eine Verbandscharakterart der *Lobarion*-Gesellschaften und wächst bevorzugt in niederschlagsreichen Gebieten. Foto: A. Wilfling.

Das massive Vorkommen von *Parmeliella triptophylla* an einem moosreichen Ahornstamm auf der Eggeralm (a, Totholzeinheit 31) deutet auf das Vorhandensein des *Parmelielletum coralloides* Frey hin (Klement 1955: 171), das feuchte, moosbedeckte Stämme von Laubbäumen im ozeanischen Klima europäischer Küsten und der Montanstufe bewohnt. Auch aus der Typusgesellschaft des Verbands, dem *Lobarietum pulmonariae* Hilitzer subass. *typicum*, sind neben den Verbandscharakterarten einige Arten an den toten Bäumen erhalten geblieben, z.B. *Lobaria pulmonaria* (Abb. 44), *Lobaria scrobiculata* (nur ein Fund knapp außerhalb von Aufnahmeplot Brucksattel (a), *Normandina pulchella*, *Peltigera collina* und *Sticta fuliginosa*. Letztere konnte nur einmal knapp außerhalb des Aufnahmeplots Brucksattel (a) am Stamm von *Fagus sylvatica* gefunden werden.

Eine – nach Kalb (1970: 52 f.) – weitere Ausprägung des Verbands ist an moosigen Stämmen in Bodennähe und speziell an stark vermorschem, von Moosen überwachsenem Totholz anzutreffen. Das *Lobarietum pulmonariae* Hilitzer subass. *peltigeretosum horizontalis* Kalb wird gegen die Subassoziation *typicum* über verschiedene „Blaualgenflechten“ differenziert, wovon folgende im

Untersuchungsgebiet nachgewiesen wurden: *Peltigera horizontalis* (Abb. 43), *P. canina*, *P. polydactylon*, *P. praetextata* und *Protopannaria pezizoides* (Abb. 45). Neueren Erkenntnissen zu Folge hat diese Gesellschaft jedoch kaum Bezug zum Lobarietum (Hofmann 1993: 105), weshalb Gloßner & Türk (1999) eine neue Gesellschaft vorschlagen, das Peltigeretum praetextatae Gloßner & Türk. Es ist dies eine hygrophytische Gesellschaft, die durch die genannten *Peltigera*-Arten charakterisiert wird und eine Dauergesellschaft darstellt, die schließlich von Moosen verdrängt wird. Die Ökologie entspricht im Wesentlichen der von Kalb (l. c.) berichteten. Regelmäßige Begleiter kommen aus dem Cladonietum cenoteae und dem Graphidion scriptae (Gloßner & Türk, l. c.).



Abb. 43. Die Lager der Hundsflechte *Peltigera horizontalis* können beachtliche Größe erreichen und finden sich meist an moosigen Stämmen in Bodennähe. Die Art ist an ihren sattelförmigen Apothecien gut zu erkennen. Foto: H. Komposch.



Abb. 44. Die Lungenflechte *Lobaria pulmonaria* Foto: A. Wilfling.



Abb. 45. *Protopannaria pezizoides* konnte nur an einer Lokalität (Brucksattel b) auf dem Kadaver einer stark moosbewachsenen liegenden Buche gefunden werden. Foto: A. Wilfling.

4.4. Gefährdung und Naturschutz

4.4.1. Rote Liste-Arten

Von den 146 kartierten Flechtentaxa sind 24 in die Rote Liste gefährdeter Flechten Österreichs aufgenommen (Türk & Hafellner 1999). Unter diesen wird *Strigula affinis*, eine borken- und moosbewohnende Flechte, als stark gefährdet eingestuft (Gefährdungskategorie 2). 17 Arten sind nach Türk & Hafellner (1999) als gefährdet (Gefährdungskategorie 3) und 6 als potenziell gefährdet (Gefährdungskategorie 4) aufgelistet (Details siehe Tab. 5).

Flechtentaxon	Gefährdungskategorie
<i>Strigula affinis</i>	2
<i>Calicium lenticulare</i>	3
<i>Chaenotheca brunneola</i>	3
<i>Cladonia parasitica</i>	3
<i>Lobaria pulmonaria</i>	3
<i>Multiclavula mucida</i>	3
<i>Mycobilimbia carneoalbida</i>	3
<i>Mycoblastus sanguinarius</i>	3
<i>Nephroma parile</i>	3
<i>Opegrapha atra</i>	3
<i>Pannaria conoplea</i>	3
<i>Parmeliella triptophylla</i>	3
<i>Parmelina pastillifera</i>	3
<i>Peltigera collina</i>	3
<i>Peltigera ponojensis</i>	3
<i>Pertusaria pupillaris</i>	3
<i>Pyrrhospora cinnabarina</i>	3
<i>Strigula stigmatella</i> var. <i>stigmatella</i>	3
<i>Buellia arborea</i>	4
<i>Cladonia polydactyla</i>	4
<i>Fuscidea pusilla</i>	4
<i>Lecanora glabrata</i>	4
<i>Micarea hedlundii</i>	4
<i>Mycobilimbia berengeriana</i>	4

Tab. 5. Liste der im Untersuchungsgebiet nachgewiesenen Rote Liste Arten, sortiert nach Gefährdungskategorie (Türk & Hafellner 1999).

Die Zahl der Rote Liste-Arten (RL-Arten) pro Aufnahme­fläche variiert sehr stark und korreliert dabei nicht signifikant mit der Gesamtzahl aufgefunderer Taxa. Mit 11 RL-Arten besitzt der Fichtenblockwald auf der Eggeralm (Aufnahme 4a) bezüglich seiner Flechtenflora das höchste Gefährdungspotenzial. In dieser Aufnahme stehen exakt 1/3 der erhobenen Arten auf der Roten Liste, viele davon entstammen dem Lobarion pulmonariae, einem Flechtenverein, der in Österreich auf luftfeuchte Gräben und ozeanische Lagen beschränkt ist (vgl. Schauer 1965). In den drei Aufnahme­flächen Steinerwald a, Zinödl a und Kaderalpl b wurden keine RL-Arten festgestellt. Im Schnitt sind 2 RL-Arten pro Aufnahme­fläche bei einer durchschnittlichen Gesamtartenzahl von 19,8 vorhanden.

Aufnahmeflächen	Artenzahl gesamt	Rote Liste Arten
Eggeralm a	33	11
Hinterwinkel a	28	5
Brucksattel a	20	4
Kaderalpl a	20	3
Brucksattel b	16	2
Haglwald b	14	2
Hochfeld b	16	2
Schagermauer b	20	2
Eggeralm b	19	1
Gstatterstein a	30	1
Gstatterstein b	17	1
Haglwald a	12	1
Hinterwinkel b	8	1
Hochfeld a	18	1
Schagermauer a	17	1
Steinerwald b	10	1
Zinödl b	30	1
Kaderalpl b	31	0
Steinerwald a	18	0
Zinödl a	20	0

Tab. 6. Liste der Aufnahmeflächen unter Angabe der Gesamtartenzahl und der Anzahl an Rote Liste Arten.



Abb. 46. Die seltene *Multiclavula mucida* (Gefährdungsstufe 3) kommt auf Faulholz in feuchten Lagen vor. Eine Symbiose, die von einer Alge und einem Basidiomyceten gebildet wird, stellt unter den Flechten die absolute Ausnahme dar. Foto: A. Wilfling.

Nr. Aufnahme	Lebensraum Taxon	Gefährdungsgrad Rote Liste
1 a	Buchenwald <i>Strigula stigmatella</i> var. <i>stigmatella</i>	3
1 b	Buchenwald <i>Lobaria pulmonaria</i> <i>Parmelina pastillifera</i>	3 3
2 a	Fichten-Buchen-Mischwald <i>Chaenotheca brunneola</i> <i>Cladonia polydactyla</i> <i>Lobaria pulmonaria</i> <i>Pannaria conoplea</i>	3 4 3 3
2 b	Buchen-Fichten-Bergahornwald <i>Lobaria pulmonaria</i> <i>Peltigera collina</i>	3 3
3 a	Buchen-Fichten-Mischwald <i>Lecanora glabrata</i> <i>Opegrapha atra</i> <i>Pannaria conoplea</i> <i>Parmeliella triptophylla</i> <i>Peltigera ponojensis</i>	4 3 3 3 3
3 b	Buchenwald <i>Parmelina pastillifera</i>	3
4 a	Fichtenblockwald <i>Calicium lenticulare</i> <i>Chaenotheca brunneola</i> <i>Cladonia parasitica</i> <i>Lobaria pulmonaria</i> <i>Micarea hedlundii</i> <i>Mycoblastus sanguinarius</i> <i>Nephroma parile</i> <i>Parmeliella triptophylla</i> <i>Peltigera collina</i> <i>Strigula affinis</i> <i>Strigula stigmatella</i> var. <i>stigmatella</i>	3 3 3 3 4 3 3 3 3 2 3
4 b	Fichten-Bergahornwald <i>Fuscidea pusilla</i>	4
5 a	Fichten-Wirtschaftswald <i>Pyrrhospora cinnabarina</i>	3
6 a	Fichten-Wirtschaftswald <i>Pertusaria pupillaris</i>	3
6 b	Fichten-Lärchenwald <i>Mycoblastus sanguinarius</i>	3
7 a	Buchenwald <i>Strigula stigmatella</i> var. <i>stigmatella</i>	3
7 b	Buchen-Fichten-Mischwald <i>Calicium lenticulare</i> <i>Mycobilimbia carneoalbida</i>	3 3
8 b	Fichten-Lärchen-Zirbenwald <i>Mycoblastus sanguinarius</i>	3
9 a	Schlagflur <i>Fuscidea pusilla</i>	4
9 b	Schlagflur <i>Buellia arborea</i> <i>Cladonia parasitica</i>	4 3
10 a	Fichten-Buchen-Mischwald <i>Lobaria pulmonaria</i> <i>Multiclavula mucida</i> <i>Mycobilimbia berengeriana</i>	3 3 4

Tab. 7. Liste der gefährdeten Arten je Lebensraum, Lebensraum-Typ und Gefährdungsgrad nach der Roten Liste.

4.4.2. Flechten als Indikatoren

Flechten eignen sich bestens als Indikatoren für die Naturnähe von Waldökosystemen, wie dies etwa in einem landesweiten System von Signalarten (Indikatorarten) in Schweden seine Anwendung findet (Nitare 2000) und auch in anderen Ländern (USA, Canada, Schweiz, Norwegen, Purvis 2000: 83 ff.) bereits Praxis ist. Macher (1992: 98 f.) verweist darauf, dass lichenologische Erhebungen eine Entscheidungshilfe in der ökologischen Wertanalyse, so etwa bei der Ausscheidung ökologisch wertvoller, naturnaher Bestände sein können. So konnte sie im Nationalpark Bayerischer Wald zeigen, dass nicht nur die Anzahl der epiphytischen Flechtengemeinschaften in naturnahen Beständen höher ist, sondern dass auch einzelne Arten als Indikatoren für Naturnähe herangezogen werden können: z.B. *Lobaria*-, *Sticta*- und *Nephroma*-Arten. Tibell (1992) führt die Calicialen als Indikatoren für naturnahe Waldbestände an. Insgesamt zeigt besonders die lineare Korrelation von Totholzfläche und Artenzahl den hohen Stellenwert des Substrattyps Totholz für die Gesamtdiversität der Wälder auf. Nach Ruoss & Clerc (1987) können reiche Vorkommen empfindlicher und seltener Flechten in Waldbeständen u. a. durch folgende Maßnahmen geschützt werden:

- Wälder mit einer artenreichen epiphytischen Flechtenflora sollten nur plenterartig genutzt werden
- Besonders Wälder, die alte Trägerbäume beherbergen, sollen erhalten werden, da sie für eine Vielzahl an Flechten die Lebensgrundlage sind.
- Die Diversität der Wälder sollte gefördert werden, v. a. in Laubmischwäldern herrschen Standortverhältnisse, die eine reiche Flechtenflora fördern.
- Freistehende Laubbäume sollen erhalten bleiben und gefördert werden.

Aus Sicht der aktuellen Studie müssen für den „Lebensraum Totholz“ folgende Punkte hinzugefügt werden:

- Eine naturnahe Waldbewirtschaftung ist die wichtigste Grundlage für eine hohe Diversität der Flechtenflora über Totholz.
- Die herkömmliche forstliche Nutzung sollte verstärkt auch auf die ökologischen Ansprüche von „eher unbekanntem“ Organismengruppen Rücksicht nehmen (Voraussetzung dafür: Aufklärung & Information)
- Auch in forstlich genutzten Flächen sollte ein möglichst hoher Anteil an Totholz belassen werden.
- Hohe Substratdiversität (Vielfalt an Trägerbäumen) fördert die Diversität in der Flechtenflora.
- Viele (langsamwüchsige) Flechtenarten benötigen Totholz das lange zur Verfügung steht bzw. besiedeln bevorzugt große Flächen – dies unterstützt die Forderung auch (stehendes und liegendes) Totholz mit großen Durchmessern im Wald zu belassen.
- Naturnahe, urwaldähnliche Bestände, die offensichtlich einen hohen Reichtum an Flechtenarten aufweisen, sollten umgehend aus der Nutzung genommen werden.
- Forstliche Eingriffe, die ein Austrocknen der Wälder begünstigen sind zu unterlassen.
- Die regelmäßige Untersuchung von einzurichtenden Monitoringflächen soll eine Erfolgskontrolle bei der Rückführung von forstlich genutzten Beständen zu Naturwäldern ermöglichen.

4.4.3. Dialog, Information und Forschung verstärken

Für Forstwirte bzw. für die Vertreter der Landesforste im Nationalpark Gesäuse sind Flechten Lebewesen, die sie prinzipiell kennen und womit sie sich vielleicht in ihrer Ausbildung sogar etwas intensiver auseinander setzen mussten. Aus forstlicher Sicht gibt es jedoch kaum eine Notwendigkeit auf eine solche Organismengruppe Rücksicht zu nehmen.

Umgekehrt ist es für den Flechtenkundler oft unverständlich, warum alte, ohnedies schon stark morsche und scheinbar wertlose Stämme, die jedoch die höchste Flechtendiversität aufweisen, aus den Wäldern entfernt werden. Liegende Baumstämme mit großen Durchmessern und stehendes Totholz, das 30 Jahre und mehr zur Verrottung benötigt, werden gewöhnlich immer noch als Brutstätten von Baumschädlingen bzw. aus forstlicher Tradition (es sieht nachlässig aus wenn man den Wald nicht pflegt) und besonders aus Rentabilitätsgründen (Wirtitsch, mündl. Mitt.) entfernt.

Obwohl in den letzten Jahren ein verstärktes Bewusstsein für Fragen der Erhaltung und Förderung der Biodiversität im Bereich der Forstwirtschaft eindeutig festzustellen ist, kommt es dennoch mitunter zu sehr unbefriedigenden Situationen für beide Seiten. Diese Problematik ist im normalen Wirtschaftswald aktuell nur ein Randthema. In einem Nationalpark sollte jedoch der Dialog und die Informationstätigkeit dahingehend deutlich intensiviert werden - eine erste Fortbildungsveranstaltung konnte ja bereits abgehalten werden. Nur ein vertieftes Bewusstsein um die Ökologie von hoch spezialisierten Organismen, wie es Flechten sind, kann mittelfristig zu mehr Rücksichtnahme führen. Dies scheint aber auch, wie es weltweit zahlreiche Beispiele zeigen, für die Forstwirtschaft sehr interessant zu sein, verfügt sie doch mit Flechten über DIE Indikatoren für den Zustand ihrer Wälder schlechthin.

Als abschließende Anregung soll neben der verstärkten Bildungs- und Öffentlichkeitsarbeit im Bereich der Kryptogamen unbedingt auf die dringende weitere Durchforschung des Nationalparks aus lichenologischer Sicht verwiesen werden. Soweit es die Flechtenkunde betrifft, liegt dieser in der Datenverfügbarkeit weit abgeschlagen hinter den meisten steirischen Regionen zurück. Im letzten Jahrhundert wurde für das Gesäuse keine umfassende Publikation zu diesem Themenbereich vorgelegt. Ein erhöhter Handlungsbedarf bleibt dahingehend erhalten.

5. Dank

Herrn Mag. Daniel Kreiner (Fachbereich Naturschutz & Naturraum, Nationalpark Gesäuse) danken wir für das entgegengebrachte Vertrauen, die logistische Unterstützung vor Ort und die rasche Übermittlung der Arbeitsgrundlagen. Ein herzliches Dankeschön auch an Mag. Lisbeth Zechner (ebenfalls Fachbereich Naturschutz & Naturraum, Nationalpark Gesäuse), die uns durch ortskundige Hinweise auf versteckte Jägersteige viel Zeit und Mühe erspart hat.

Die Autoren bedanken sich für die gute Zusammenarbeit mit dem Institut für Pflanzenwissenschaften der Karl-Franzens-Universität Graz, insbesondere bei Dr. Josef Hafellner für Literaturhinweise und die Bestimmung kritischer Taxa, bei Dr. Christian Scheuer für die Bestimmung eines saprophytischen Ascomyceten und bei Dr. Helmut Mayrhofer für die Durchführung von TLC-Analysen.

Wir danken Dr. Michael Wirtitsch für Auskünfte zu forstlichen Gepflogenheiten, Dr. Volkmar Wirth für Auskünfte zur Substratspezifität und Mag. Barbara Emmerer für ihre Hilfestellung bei der Literaturrecherche.

Mag. Astrid Scharfetter (OIKOS) sei für Präparationsarbeiten, Dateneingabe und Belegarchivierung gedankt.

Das Projekt wurde aus Mitteln des Nationalparks Gesäuse finanziert.

6. Literatur

- Andersson, L. I. & Hytteborn, H. 1991. Bryophytes and decaying wood - a comparison between managed and natural forest. - *Holarc. Ecol.* 14: 121 - 130.
- Anonymus 1978. *Plantae Graecenses* 3: 1 - 49.
- Anonymus 1979. *Plantae Graecenses* 4: 1 - 51.
- Anonymus 1981. *Plantae Graecenses* 5: 1 - 61.
- Anonymus 1989. *Plantae Graecenses* 8: 1 - 74.
- Anonymus 1992. *Plantae Graecenses* 9: 1 - 46.
- Anonymus 1993. *Plantae Graecenses* 10: 1 - 59.
- Barkman, J.J. 1958. Phytosociology and ecology of cryptogamic epiphytes. Including a taxonomic survey and description of their vegetation units in Europe. Van Gorkum, Assen.
- BMLFUW (Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft) 2004. Nationalpark Gesäuse. In: *Forschung im Nationalpark 2004*, p. 145 - 179.
- Böttger G. 1995. Epiphytische Flechten im Gebiet um St. Gallen in der Obersteiermark. – Diplomarbeit Uni Graz, 91 pp.
- Crites, S. & Dale, M. R. T. 1998. Diversity and abundance of bryophytes, lichens, and fungi in relation to woody substrate and successional stage in aspen mixedwood boreal forests. - *Canad. J. Bot.* 76/4: 641 - 651.
- Daniëls, F. J. A. 1993. Succession in lichen vegetation on Scots pine stumps. - *Phytocoenologia* 23: 619 - 623.
- Flügel, H. W. & Neubauer, F. 1984. Geologie der österreichischen Bundesländer in kurzgefassten Einzeldarstellungen. Steiermark. Erläuterungen zur Geologischen Karte der Steiermark 1:200.000. - Geologische Bundesanstalt Wien.
- Gloßner, F. & Türk, R. 1999. Flechtengesellschaften im Nationalpark Berchtesgaden und dessen Vorfeld. Zusammensetzung, Ökologie und Verbreitung. In *Nationalparkverwaltung Berchtesgaden* (Hrsg.): *Forschungsbericht* 41. p. 128. Berchtesgaden.
- Hafellner, J. 1992. Ist *Hasifera tenuispora*, eine fakultativ lichenicole Flechte in Gesellschaften des Verbandes *Solorinion croceae*, das Anamorph einer *Micarea*-Art? – *Herzogia* 9: 167 - 172.
- Hafellner, J. 1994. Beiträge zu einem Prodrömus der lichenicolen Pilze Österreichs und angrenzender Gebiete. I. Einige neue oder seltenere Arten. – *Herzogia* 10: 1 - 28.
- Hafellner, J. 2001. Bemerkenswerte Flechtenfunde in Österreich. - *Fritschiana* 28: 1 - 30.
- Hafellner, J. & Türk, R. 1995. Über Funde lichenicoler Pilze und Flechten im Nationalpark Hohe Tauern (Kärntner Anteil, Österreich). - *Carinthia* II 185./105.: 599 - 635.
- Hafellner, J. & Türk, R. 2001. Die lichenisierten Pilze Österreichs - eine Checkliste der bisher nachgewiesenen Arten mit Verbreitungsangaben. - *Stapfia* 76: 3 - 167.
- Hafellner, J., Obermayer, S. & Obermayer, W. 2005. Zur Diversität der Flechten und lichenicolen Pilze im Hochschwab-Massiv (Nordalpen, Steiermark). - *Mitteilungen des Naturwissenschaftlichen Vereines für Steiermark* 134: 57 - 103.

- Hanko, B., 1983. Die Chemotypen der Flechtengattung *Pertusaria* in Europa. – Bibliotheca Lichenologica 19: 1 - 297.
- Hanko, B., Leuckert, Ch. & Ahti, T. 1986. Beiträge zur Chemotaxonomie der Gattung *Ochrolechia* (Lichenes) in Europa. – Nova Hedwigia 45: 165 - 199.
- Hansen, A. J., Spies, T. A., Swanson, F. J. & Ohmann, J. L. 1991. Conserving biodiversity in managed forests. Lessons from natural forests. - Bioscience 41/6: 382 - 392.
- Haseke, H., Kreiner, D. & Zechner, L. 2005. Naturschutzstrategien für Wald und Wildfluss: Der Nationalpark Gesäuse hat ein Life-Projekt! - Im Gseis. Herbst 05: 6 - 9.
- Hawksworth, D. L. & Dyko, B. J. 1979. *Lichenodiplis* and *Vouauxiomyces*: two genera of lichenicolous Coelomycetes. – Lichenologist 11: 51 - 61.
- Hawksworth, D. L. 1979. The lichenicolous Hyphomycetes. – Bull. Br. Mus. Nat. Hist. (Bot.) 6/3: 183 - 300.
- Hertel, H. 1967. Revision einiger calciphiler Formenkreise der Flechtengattung *Lecidea*. Beih. Nova Hedwigia 24: 1 - 155.
- Hofmann, P. 1993. Die epiphytische Flechtenflora und -vegetation des östlichen Nordtirol unter Berücksichtigung immissionsökologischer Gesichtspunkte. - Biblioth. Lichenol. 51: 1 - 299.
- Höllriegel, R. & Zimmermann, A. 1988. Geschützte Pflanzen der Steiermark. – Graz 96 pp.
- Holzinger, A. 2005. Die Seite der Steiermärkischen Landesforste. - Im Gseis. Herbst 05: 14 - 16.
- James, P. W., Hawksworth, D. L. & Rose, F. 1977. Lichen communities in the British Isles: a preliminary conspectus. In Seaward, M.R.D. (ed.): Lichen ecology. pp. 295-413. Academic Press. London, New York, San Francisco.
- Kalb, K. 1970. Flechtengesellschaften der vorderen Ötztaler Alpen. - Diss. Bot. 9: 1 - 124.
- Kalb, K. 1976. Neue bzw. interessante Flechten aus (Mittel-)Europa I. - Herzogia 4: 65 - 82.
- Kalb, K. 1982. Neue bzw. interessante Flechten aus (Mittel-)Europa II. - Herzogia 6: 71 - 83.
- Keissler, K. v. 1913. Über einige Flechtenparasiten aus Steiermark. Centralblatt. Bakt. Parasit. Infekt., 2. Abt. 37: 384 - 392.
- Keissler, K. v. 1960. Usneaceae. In: Dr. L. Rabenhorst's Kryptogamenflora 9., 5. Abt., 4. Teil: 1 - 755.
- Klement, O. 1955. Prodrömus der mitteleuropäischen Flechtengesellschaften. - Feddes Repertorium speciorum novarum regni vegetabilis. Beiheft 135/1: 5 - 194.
- Klinka, K., Lavkulich, L. M., Wang, Q. & Feller, M. C. 1995. Influence of decaying wood on chemical properties of forest floors and surface mineral soils: a pilot study. - Annales des Sciences Forestières 52: 523 - 533.
- Kruys, N., Fries, C., Jonsson, B. G., Lämås, T. & Ståhl, G. 1999. Wood-inhabiting cryptogams on dead Norway spruce (*Picea abies*) trees in managed Swedish boreal forests. - Canad. J. Forest Res. 29: 178 - 186.
- Laaka, S. 1995. Epixylic lichens on conifer logs in four natural forests in Finland. - Graphis Scripta 7/1: 25 - 31.
- Leuckert, Ch., Knoph, J.-G. & Hertel, H. 1992. Chemotaxonomische Studien in der Gattung *Lecidella* (Lecanorales, Lecanoraceae) II. – Herzogia 9: 1 - 17.
- Lieb, G. K. 1991. Eine Gebietsgliederung der Steiermark aufgrund naturräumlicher Gegebenheiten. – Mitt. Abt. Bot. Landesmus. Joanneum Graz 20: 1 - 30.

- Macher, M. 1992. Epiphytische Flechten im Nationalpark Bayerischer Wald. –Schriftenreihe des Bayerischen Staatsministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten. Heft 13: 113 pp. Grafenau.
- Mattick, F. 1930. Die Flechten des Naturschutzparkes in den Hohen Tauern. - Hedwigia 69: 262 - 286.
- Migula, W. 1929. Kryptogamen-Flora von Deutschland, Österreich und der Schweiz. Band IV. Flechten 1. Teil: 1 - 527.
- Muhle, H. & LeBlanc, F. 1975. Bryophyte and lichen succession on decaying logs. I. Analysis along an evaporational gradient in eastern Canada. - J. Hattori Bot. Lab. 39: 1 - 33.
- Nitare, J. 2000: Signalarter. Indikatorer pa skyddsvärd skog. Flora over Kryptogamer. Göteborg, Skogsstyrelsen 384 pp.
- Orange, A., James, P. W. & White, F. J. 2001. Microchemical methods for the identification of lichens. 101 pp., The British Lichen Society, London.
- Petutschnig, W. 1992. Gesteinsabhängigkeit von Krustenflechten im Bereich der Kärntner Zentralalpen (Nationalpark Nockberge, Österreich). – Diss. Univ. Graz. 223 pp.
- Pfefferkorn, V. & Türk, R. 1996. Flechten als Zeiger des Hemerobiegrades in terrestrischen Biotopen. - Sauteria 8: 181 - 192.
- Pfefferkorn-Dellali, V. & Türk, R. 1999. Die Flechten im Naturwaldreservat Rohrach. In Grabherr, G., Peter, C., Enzenhofer, J. , Pfefferkorn-Dellali, V., Pfeifer, K., Ritter, E., Scherer, J., Schnell, M., Singer, P., Türk, R., Werner, R. & Willi, G. (Hrsg.): Ein Wald im Aufbruch - Das Naturwaldreservat Rohrach (Vorarlberg, Österreich). pp. 91 - 109, 130 - 131, 195 - 209. Bristol Schriftenreihe. Schaan.
- Pilsl, P. & Bauch, K. (Red.) 1997. Naturwissenschaftliche Bibliographie über den Salzburger Anteil der Hohen Tauern. - Wissenschaftliche Mitteilungen aus dem Nationalpark Hohe Tauern. Sonderband 2/1997: 1-667.
- Poelt, J. & Hafellner, J. 1981. Bemerkenswerte Flechtenfunde aus der Steiermark II. – Mitt. Naturwiss. Ver. Steiermark 111: 143 - 150.
- Poelt, J. 1994. Bemerkenswerte Flechten aus Österreich, insbesondere der Steiermark. – Mitt. Naturwiss. Ver. Steiermark 124: 91 - 111.
- Purvis, W. 2000. Lichens. 112 p., The Natural History Museum, London.
- Purvis, O. W., Coppins, B. J., Hawksworth, D. L., James, P. W. & Moore, D. M. (eds.) 1992. The lichen flora of Great Britain and Ireland. 710 p. Natural History Museum Publications & British Lichen Society, London.
- Qian, H., Klinka, K. & Song, X. 1999. Cryptogams on decaying wood in old-growth forests of southern coastal British Columbia. - J. Veg. Sci. 10: 883 - 894.
- Raschendorfer, I. 1949. Beobachtungen über die Besiedlung von modernem Holz mit besonderer Berücksichtigung der adnaten Vereine. - Österreichische Botanische Zeitschrift 96: 232 - 280.
- Redl, K. 1999. Orchideen im Gesäuse. In: Verein Nationalpark Gesäuse (Hrsg.) 192 pp.
- Ruoss & Clerc 1987. Bedrohte Flechtenrefugien im Alpenraum. – Verh. Ges. Ökol. 15: 121 - 128.
- Schauer, T. 1964. Zur epiphytischen Flechtenvegetation der Umgebung von Lunz (Niederösterreich). - Verh. Zool. - Bot. Ges. Wien 103/104: 191 - 200.
- Schauer, T. 1965 a. Ozeanische Flechten im Nordalpenraum. – Portug. Acta biol. B. 8: 17 - 229.

- Schauer, T. 1965 b. Die holz- und rindenbewohnenden Arten der Flechtengattung *Buellia* s. str. im Nordalpenraum. – Mitt. Bot. München 5: 609 - 626.
- Schiman-Czeika, H. 1988. Beobachtungen an *Lempholemma*-Arten aus dem Ostalpenraum (Lichenes, Lichinaceae). – Pl. Syst. Evol. 158: 283 - 288.
- Schreiner, E. & Hafellner, J. 1992. Sorediöse, corticole Krustenflechten im Ostalpenraum. I. Die Flechtenstoffe und die gesicherte Verbreitung der besser bekannten Arten. – Biblioth. Lichenol. 45: 1 - 291.
- Sitzwohl, S. 1987. Epiphytische Flechten des Hochschwab-Massivs – hauptsächlich von der Südseite sowie eine Bestandesaufnahme aller aus dem Gebiet nachgewiesenen saxicolen und terricolen Flechtenarten. – Hausarbeit Univ. Graz. 130 pp.
- Söderström, L. 1988. Sequence of bryophytes and lichens in relation to substrate variables of decaying coniferous wood in northern Sweden. - Nord. J. Bot. 8/1: 89 - 97.
- Strobl, G. 1883. Flora von Admont. Schluss. 33. Jber. Obergymnas. Melk: 1 - 19.
- Suza, J. 1934. Ozeanische Züge in der epiphytischen Flechtenflora der Ostkarpathen (CSR), bzw. Mitteleuropas. – Vestnik. Kral. Ces. Spol. Nauk. Tr. II. Roc. 1933: 1 - 43.
- Tibell, L. 1992. Crustose lichens as indicators of forest continuity in boreal coniferous forests. – Nord. J. Bot. 12: 427 - 450.
- Türk, R. & Hafellner, J. 1993. Flechten im Nationalpark Hohe Tauern - Kärntner Anteil (Österreich). - Carinthia II 183/103: 723 - 757.
- Türk, R. & Hafellner, J. 1999. Rote Liste gefährdeter Flechten (Lichenes) Österreichs. In Niklfeld, H. (Hrsg.): Rote Listen gefährdeter Pflanzen Österreichs. 2. Auflage. pp. 187-228. Grüne Reihe des Bundesministeriums für Umwelt, Jugend und Familie, Vol. 10. Graz
- Türk, R. & Wittmann, H. 1984. Atlas der aktuellen Verbreitung von Flechten in Oberösterreich. – Stapfia 11: 1 - 98.
- Türk, R. & Wunder, H. 2000. Die Flechten des Nationalparks Berchtesgaden und angrenzender Gebiete. In Nationalparkverwaltung Berchtesgaden (Hrsg.): Forschungsbericht 42. p. 131. Berchtesgaden.
- Vezda, A. 1965. Flechtensystematische Studien I. Die Gattung *Petractis*. – Preslia 37: 127 - 143.
- Vezda, A. 1967. Flechtensystematische Studien VI. Die Gattung *Sagiolechia* Massal. – Folia Geobot. Phytotax. 2: 283 - 396.
- Wirth, V. 1995. Flechtenflora. Bestimmung und ökologische Kennzeichnung der Flechten Südwestdeutschlands und angrenzender Gebiete. 2. Auflage, Ulmer, Stuttgart.
- Wittmann, H. & Türk, R. 1989. Flechten und Flechtenparasiten der Ostalpen. – Ber. Bayer. Bot. Ges. 60: 169 - 181.
- Zahlbruckner, A. 1903. Neue Flechten. – Ann. Mycol. 1: 354 - 361.

Anhang 1. Liste der Totholzeinheiten

Fortlauf. Nummer d. Totholzeinheit	Aufnahmeplot	Kurzbez. des Fundorts	Totholzart	Totholztyp	Vermorschung (Mittelwert)	Totholz-Dicke (m)	Totholz-Länge (m)
1	1a	Schagermauer a	Picea abies	Baumstrunk	3,73	0,60	0,7
2	1a	Schagermauer a	Picea abies	Baumstrunk	4,00	0,65	0,9
3	1a	Schagermauer a	Picea abies	liegend	5,00	0,25	2,8
4	1a	Schagermauer a	Picea abies	liegend	5,50	0,33	7
5	1a	Schagermauer a	Picea abies	liegend	5,00	0,25	15
6	1a	Schagermauer a	Picea abies	stehend	2,00	0,22	20
7	1b	Schagermauer b	Fagus sylvatica	liegend	3,00	0,10	1,2
8	1b	Schagermauer b	Fagus sylvatica	liegend	2,00	0,15	10
9	1b	Schagermauer b	Fagus sylvatica	Baumstrunk	2,00	1,00	2,6
10	1b	Schagermauer b	Fagus sylvatica	liegend	2,00	0,50	12
11	2a	Brucksattel a	Larix decidua	liegend	2,00	0,03	2
12	2a	Brucksattel a	Picea abies	Baumstrunk	7,00	0,35	0,4
13	2a	Brucksattel a	Larix decidua	Baumstrunk	6,00	0,45	0,65
14	2a	Brucksattel a	Larix decidua	Baumstrunk	4,00	0,70	1,8
15	2a	Brucksattel a	Fagus sylvatica	stehend	2,00	1,00	4
16	2b	Brucksattel b	Fagus sylvatica	Baumstrunk	6,00	0,60	1,2
17	2b	Brucksattel b	Fagus sylvatica	liegend	6,00	0,30	18
18	3a	Hinterwinkel a	Fagus sylvatica	liegend	3,00	0,15	17,5
19	3a	Hinterwinkel a	Fagus sylvatica	stehend	1,00	0,50	13
20	3b	Hinterwinkel b	Fagus sylvatica	liegend	6,00	0,01	2
21	3b	Hinterwinkel b	Fagus sylvatica	liegend	6,00	0,08	1,5
22	3b	Hinterwinkel b	Fagus sylvatica	liegend	2,00	0,20	10
23	3b	Hinterwinkel b	Fagus sylvatica	liegend	2,00	0,30	10
24	4a	Eggeralm a	Acer pseudoplatanus	liegend	3,00	0,05	1
25	4a	Eggeralm a	Picea abies	liegend	3,00	0,05	1,2
26	4a	Eggeralm a	Picea abies	liegend	4,00	0,09	1,7
27	4a	Eggeralm a	Acer pseudoplatanus	liegend	3,00	0,20	3,8
28	4a	Eggeralm a	Picea abies	liegend	3,00	0,40	4
29	4a	Eggeralm a	Picea abies	liegend	5,00	0,43	5,2
30	4a	Eggeralm a	Picea abies	stehend	4,10	0,70	5
31	4a	Eggeralm a	Acer pseudoplatanus	stehend	2,00	0,50	15
32	4b	Eggeralm b	Picea abies	stehend	2,00	0,90	3
33	4b	Eggeralm b	Acer pseudoplatanus	stehend	3,00	0,35	10
34	4b	Eggeralm b	Picea abies	stehend	3,00	1,20	8
35	4b	Eggeralm b	Picea abies	liegend	6,00	0,75	28
36	4b	Eggeralm b	Picea abies	liegend	4,00	1,00	30
37	5a	Steinerwald a	Picea abies	Baumstumpf	5,00	0,25	0,4
38	5a	Steinerwald a	Picea abies	Baumstumpf	6,00	0,30	0,4
39	5a	Steinerwald a	Picea abies	Baumstumpf	2,00	0,45	1

Fortlauf. Nummer d. Totholzeinheit	Aufnahmeplot	Kurzbez. des Fundorts	Totholzart	Totholztyp	Vermorschung (Mittelwert)	Totholz-Dicke (m)	Totholz-Länge (m)
40	5a	Steinerwald a	Picea abies	Baumstumpf	2,00	0,70	0,65
41	5a	Steinerwald a	Picea abies	Baumstumpf	3,00	0,60	1,2
42	5a	Steinerwald a	Picea abies	Baumstumpf	2,00	0,75	1
43	5a	Steinerwald a	Picea abies	liegend	3,00	0,40	6
44	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	2,00	0,16	0,4
45	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	6,00	0,30	0,28
46	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	2,00	0,30	0,3
47	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	6,00	0,55	0,4
48	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	2,00	0,40	0,6
49	5b	Steinerwald b	Picea abies	liegend	3,00	0,10	2,8
50	5b	Steinerwald b	Picea abies	liegend	3,00	0,10	3
51	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	5,33	0,70	0,5
52	5b	Steinerwald b	Picea abies	Baumstumpf	6,50	0,70	0,6
53	5b	Steinerwald b	Picea abies	stehend	5,00	0,05	10
54	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	4,00	0,22	0,5
55	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	1,00	0,10	1,2
56	6a	Gstatterstein a	Picea abies	Baumstrunk	3,83	0,40	0,4
57	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	6,00	0,17	2,3
58	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	4,88	0,14	2,8
59	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	4,75	0,14	3,4
60	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	6,00	0,20	2,5
61	6a	Gstatterstein a	Picea abies	stehend	4,05	0,23	2,7
62	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	4,25	0,18	4
63	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	5,00	0,27	2,7
64	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	4,00	0,17	5
65	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	6,00	0,26	3,7
66	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	4,14	0,18	6
67	6a	Gstatterstein a	Picea abies	liegend	6,00	0,14	8
68	6b	Gstatterstein b	Larix decidua	liegend	2,00	0,03	1
69	6b	Gstatterstein b	Picea abies	stehend	2,00	0,10	7
70	6b	Gstatterstein b	Fagus sylvatica	stehend	2,00	0,30	2,5
71	6b	Gstatterstein b	Picea abies	Baumstrunk	6,00	0,90	1,2
72	6b	Gstatterstein b	Picea abies	liegend	5,00	0,20	6
73	6b	Gstatterstein b	Fagus sylvatica	stehend	2,00	0,50	11
74	7a	Haglwald a	Fagus sylvatica	stehend	6,00	0,45	0,7
75	7a	Haglwald a	Picea abies	stehend	3,00	0,25	1,4
76	7a	Haglwald a	Fagus sylvatica	stehend	3,00	0,37	2,9
77	7a	Haglwald a	Fagus sylvatica	stehend	4,33	0,20	7
78	7a	Haglwald a	Fagus sylvatica	stehend	5,17	0,42	4,7
79	7a	Haglwald a	Fagus sylvatica	stehend	3,00	0,35	6
80	7b	Haglwald b	Fagus sylvatica	stehend	3,00	0,20	2
81	7b	Haglwald b	Picea abies	Baumstrunk	3,00	0,40	1,2

Fortlauf. Nummer d. Totholzeinheit	Aufnahmeplot	Kurzbez. des Fundorts	Totholzart	Totholztyp	Vermorschung (Mittelwert)	Totholz-Dicke (m)	Totholz-Länge (m)
82	7b	Haglwald b	Picea abies	Baumstrunk	3,00	0,75	1
83	8a	Zinödl a	Larix decidua	Baumstrunk	6,00	0,20	0,3
84	8a	Zinödl a	Larix decidua	stehend	2,00	0,03	3
85	8a	Zinödl a	Pinaceae	liegend	3,00	0,07	2,5
86	8a	Zinödl a	Pinaceae	liegend	4,00	0,20	0,9
87	8a	Zinödl a	Alnus alnobetula	stehend	3,00	0,05	4,3
88	8a	Zinödl a	Alnus alnobetula	liegend	5,00	0,10	2,8
89	8a	Zinödl a	Pinaceae	liegend	3,73	0,08	5
90	8a	Zinödl a	Pinaceae	stehend	3,00	0,15	3,8
91	8a	Zinödl a	Pinaceae	liegend	3,33	0,13	4,7
92	8b	Zinödl b	Pinus mugo	liegend	4,00	0,08	0,3
93	8b	Zinödl b	Alnus incana	stehend	3,00	0,08	2
94	8b	Zinödl b	Picea abies	stehend	3,00	0,15	9
95	8b	Zinödl b	Larix decidua	stehend	2,00	0,30	10
96	9a	Hochfeld a	Fagus sylvatica	liegend	5,00	0,38	0,6
97	9a	Hochfeld a	Picea abies	Baumstrunk	7,00	0,70	0,6
98	9a	Hochfeld a	Fagus sylvatica	stehend	5,00	0,35	2,8
99	9a	Hochfeld a	Picea abies	Baumstrunk	4,44	0,60	1,9
100	9a	Hochfeld a	Fagus sylvatica	stehend	3,00	0,40	7
101	9a	Hochfeld a	Fagus sylvatica	liegend	5,00	0,45	7
102	9a	Hochfeld a	Picea abies	liegend	4,40	0,60	5,5
103	9a	Hochfeld a	Fagus sylvatica	liegend	5,23	0,40	20
104	9b	Hochfeld b	Picea abies	Baumstrunk	2,00	0,70	0,1
105	9b	Hochfeld b	Picea abies	liegend	6,00	0,60	20
106	9b	Hochfeld b	Picea abies	stehend	3,00	0,60	24
107	10a	Kaderalpl a	Fagus sylvatica	liegend	6,00	0,05	0,5
108	10a	Kaderalpl a	Corylus avellana	liegend	2,00	0,05	3
109	10a	Kaderalpl a	Picea abies	Baumstrunk	4,00	0,50	1
110	10a	Kaderalpl a	Fagus sylvatica	liegend	2,00	0,10	7
111	10a	Kaderalpl a	Fagus sylvatica	stehend	3,00	0,40	2
112	10a	Kaderalpl a	Fagus sylvatica	liegend	6,00	0,25	7
113	10a	Kaderalpl a	Fagus sylvatica	liegend	2,00	0,35	6
114	10b	Kaderalpl b	Larix decidua	Baumstrunk	2,00	0,35	0,3
115	10b	Kaderalpl b	Larix decidua	Baumstrunk	2,00	0,50	0,5
116	10b	Kaderalpl b	Picea abies	stehend	3,00	0,40	3,5
117	10b	Kaderalpl b	Picea abies	liegend	4,00	0,20	14

Tab. 8. Liste der untersuchten Totholzeinheiten unter Angabe von: Fundortsnummer, Fundortskurzbezeichnung, Totholz-Art, Totholztyp, Mittelwert des Vermorschungsgrads, Mittlere Dicke und Länge des Totholzstücks.

Anhang 2. Artenliste mit Deckungsangabe je Totholzeinheit

Taxon	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24
Absconditella lignicola Vězda & Pisut																								
Acrocordia gemmata (Ach.) A.Massal.																				1				
Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.																		+	+					
Agyrium rufum																								
Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.																						+		
Arthonia radiata (Pers.) Ach.																								
Bacidia rubella (Hoffm.) A.Massal.																								
Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold																								
Bacidina phacodes (Körb.) Vězda																								
Biatora helvola Körb.																								
Biatora turgidula (Fr.) Nyl.																								
Bryoria fuscescens (Gyeln.) Brodo & D.Hawksw.															+									
Buellia arborea Coppins & Tønnsberg																								
Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.																				+				
Calicium lenticulare Ach.																								
Calicium salicinum Pers.																								
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.	+													2b										
Calicium viride Pers.																								
Caloplaca cerina (Ehrh.) Th.Fr. var. muscorum (A.Massal.) Jatta																				r				
Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge																				r				
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau																			+	+		r	r	
Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau																				r				
Cetrelia cetrarioides (Delisei) W.L.Culb. & C.F.Culb.								2b																
Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L.Culb. & C.F.Culb.																		2a						
Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll. Arg.														2b										
Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th.Fr.	r																							
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.	r																							
Chaenotheca trichialis (Ach.) Th.Fr.																								
Chaenotheca xyloxena Nädv.																								
Chaenothecopsis epithallina Tibell																								
Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W.Schmidt														1										
Chlorosplenium aeruginascens					r																			
Chrysothrix candelaris (L.) J.R.Laundon														1										
Cladonia carneola (Fr.) Fr.																								
Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.																								
Cladonia chlorophaea (Flörke) Spreng.																								
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.																								2b
Cladonia deformis (L.) Hoffm.																								
Cladonia digitata (L.) Hoffm.																								
Cladonia ecmocyna Leight.																								
Cladonia fimbriata (L.) Fr.																								
Cladonia macilenta Hoffm. subsp. macilenta																								
Cladonia merochlorophaea Asahina var. merochlorophaea																								
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.																								
Cladonia pocillum (Ach.) Grognot																					+			
Cladonia polydactyla (Flörke) Spreng.														1										
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.										r				+										2a
Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa	+	2a										3	+	+										
Clypeococcum hypocenomyces																								
Collema auriforme (With.) Coppins & J.R.Laundon																								
Collema flaccidum (Ach.) Ach.																			r	r				
Cryptodiscus pallidus																								
Dacrynaema rufum																								
Dimerella pineti (Schrad.) Vězda																								
Elixia flexella (Ach.) Lumbsch	2a								r						+									
Evermia divaricata (L.) Ach.																								
Fuscidea pusilla Tønnsberg																								
Fuscopannaria praetermissa (Nyl.) M.Jörg.																								
Graphis scripta (L.) Ach.							+		+	+													+	
Hypocenomyce caradocensis (Leight.) P.James & Gotth.Schneid.																								
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M.Choisy																								
Hypogymnia bitteri (Jlynge) Ahti																								
Hypogymnia farinacea Zopf													2a											
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.													2a											
Hypogymnia tubulosa (Schaer.) Hav.													2a											
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.	2m													+	2b									
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F.Meyer																								
Japewia tomoensis (Nyl.) Tønnsberg																								
Lachnellula willkommii										r							+							
Lecanora argentata (Ach.) Malme																								
Lecanora chlorotera Nyl.																								
Lecanora expallens Ach.																								
Lecanora glabrata (Ach.) Malme																				2a	+			
Lecanora impudens Degel.																								
Lecanora mughicola Nyl.																								
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.																								
Lecanora subintricata (Nyl.) Th.Fr.																								
Lecanora subrugosa Nyl.									+															
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. symmicta																								+
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.																								
Lecidella elaeochroma (Ach.) M.Choisy																								+

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24
Lepraria eburnea J.R.Laundon	+	+
Lepraria elobata Tønsberg	1
Lepraria lobificans Nyl.	+	+
Lepruloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon	2m
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.	1
Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.	+	+	.	.	.
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.	1	+	r
Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.	+	+
Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabratula (Lamy)	r	.	+
Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.	r	+	.
Micarea hedlundii Coppins
Micarea melaena Hedl.	.	2m
Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.
Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.	.	.	+	r	2a	.	+	.	.	r
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen
Mycobilimbia berengeriana (A.Massal.) Hafellner & V.Wirth
Mycobilimbia carneolabida (Müll.Arg.) V.Wirth comb. inval.
Mycobilimbia hypnorum (Lib.) Kalb & Hafellner	1	.	.	.
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala
Myxobilimbia microcarpa (Th.Fr.) Hafellner	+	.	.	.
Myxobilimbia sabuletorum (Schreb.) Hafellner var. sabuletorum
Nephroma parile (Ach.) Ach.
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.	+	.	.	.
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.
Opegrapha atra Pers.	+	.	.	.
Opegrapha rufescens Pers.	+	.	.	.
Opegrapha varia Pers.
Opegrapha viridis (Pers.) Behlen & Desberger	r
Pannaria conoplea (Ach.) Bory	+	.	.	.	r
Parmelia saxatilis (L.) Ach.	r
Parmelia sulcata Taylor	1	.
Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.	+
Parmelina pastillifera (Harm.) Hale	2a	+	1	.
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
Peltigera aphthosa (L.) Willd.	+
Peltigera canina (L.) Willd.	+
Peltigera collina (Ach.) Schrad.	1
Peltigera degenii Gyeln.	2a
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.	+	+	.	+
Peltigera polydactylon (Neck.) Hoffm.
Peltigera ponojensis Gyeln.	+
Peltigera praetextata (Flörke) Zopf	+	3	+
Pertusaria albescens (Huds.) M.Choisy & Werner var. albescens	r
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.
Pertusaria leioplaca DC.	+	+
Pertusaria pupillarlis (Nyl.) Th.Fr.
Phlyctis argena (Spreng.) Flot.	+
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James
Placynthiella uliginosa (Schrad.) Coppins & P.James
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
Propolis versicolor	r
Protopannaria pezizoides (Weber) M.Jørg. & S.Ekman	+
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. ceratea (Ach.) D.Hawksw.
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea	2a
Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.	1	r	.	1	.	+	.	.	.
Pyrrhospora cinnabarina (Sommerf.) M.Choisy
Rhizodiszina lignyota
Roselliniella cladoniae
Scutula miliaris	+	+
Strigula affinis (A.Massal.) R.C.Harris
Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella	.	.	.	r
Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.	+	r
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James	r
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James	r
Trapeliopsis viridescens (Schrad.) Coppins & P.James	+	.	.	+	.	.	.
Tuckernaria laurenii (Kremp.) Randlane & Thell
Usnea filipendula Stirt. s.l.
Usnea subfloridana Stirt.
Vouauxiella lichenicola
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger
Xylographa vitiligo (Ach.) J.R.Laundon

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48
Absconditella lignicola Vězda & Pšut																								
Acrocordia gemmata (Ach.) A. Massal.																								
Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.																								
Agyrium rufum																								
Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.							r																	
Arthonia radiata (Pers.) Ach.																								
Bacidia rubella (Hoffm.) A. Massal.							r																	
Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold							r																	
Bacidina phacodes (Körb.) Vězda																								
Biatora helvola Körb.																								
Biatora turgidula (Fr.) Nyl.	+																							
Bryoria fuscescens (Gyeln.) Brodo & D. Hawksw.																								
Buellia arborea Coppins & Tønsberg																								
Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.																								
Calicium lenticulare Ach.						+																		
Calicium salicinum Pers.									+															
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.																								
Calicium viride Pers.							+			r														
Caloplaca cerina (Ehrh.) Th. Fr. var. muscorum (A. Massal.) Jatta																								
Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge																								
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau							r																	
Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau							+																	
Cetrelia cetrarioides (Delisei) W.L. Culb. & C.F. Culb.			+																					
Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L. Culb. & C.F. Culb.																								
Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll. Arg.						+																		
Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th. Fr.																								
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.											+													
Chaenotheca trichialis (Ach.) Th. Fr.											+													
Chaenotheca xyloxeia Nädv.																								
Chaenothecopsis epithallina Tibell											+													
Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W. Schmidt											+													
Chlorosplenium aeruginascens																								
Chrysothrix candelaris (L.) J.R. Laundon																								
Cladonia carneola (Fr.) Fr.																								
Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.																								
Cladonia chlorophaea (Flörke) Spreng.																								
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.			+		+	+						3		2b								r		
Cladonia deformis (L.) Hoffm.																								
Cladonia digitata (L.) Hoffm.							2a			r	+	+		3			+	1		+	+	+	2b	r
Cladonia ecmocyna Leight.																								
Cladonia fimbriata (L.) Fr.																								
Cladonia macilentata Hoffm. subsp. macilentata																								
Cladonia merochlorophaea Asahina var. merochlorophaea																								
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.		2a																						
Cladonia pocillum (Ach.) Grognot																								
Cladonia polydactyla (Flörke) Spreng.																								
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.					1		2m	2a		+	1	+						1						
Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa																								
Clypeococcum hypocenomyces																								
Collema auriforme (With.) Coppins & J.R. Laundon																								
Collema flaccidum (Ach.) Ach.																								
Cryptodiscus pallidus										+		r												
Dacrynaema rufum																								
Dimerella pineti (Schröd.) Vězda								r							r									
Elixia flexella (Ach.) Lumbsch																								
Evernia divaricata (L.) Ach.																								
Fuscidea pusilla Tønsberg								r																
Fuscopannaria praetermissa (Nyl.) M. Jørg.																								
Graphis scripta (L.) Ach.																								
Hypocenomyce caradocensis (Leight.) P. James & Gotth. Schneid.																								
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M. Choisy																								
Hypogymnia bitteri (Lynge) Ahti																								
Hypogymnia farinacea Zopf																								
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.					1																			
Hypogymnia tubulosa (Schaer.) Hav.																								
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.																								
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F. Meyer																								
Japewia tomoensis (Nyl.) Tønsberg																								
Lachnellula willkommii																								
Lecanora argentata (Ach.) Malme																								
Lecanora chlorotera Nyl.																								
Lecanora expallens Ach.																								
Lecanora glabrata (Ach.) Malme																								
Lecanora impudens Degel.																								
Lecanora mughicola Nyl.																								
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.																								
Lecanora subintricata (Nyl.) Th. Fr.																								
Lecanora subrugosa Nyl.																								
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. symmicta																								
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.																								
Lecidella elaeochroma (Ach.) M. Choisy																								

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37	38	39	40	41	42	43	44	45	46	47	48
Lepraria eburnea J.R.Laundon																								
Lepraria elobata Tønsberg					+						+				+	+		2a					1	
Lepraria lobificans Nyl.								+								1	+						1	
Leptoloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon																			+					
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.																								
Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.																								
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.				+																				
Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.															2a									
Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabrata (Lamy)																								
Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.																								
Micarea hedlundii Coppins						r																		
Micarea melaena Hedl.																								
Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.																								
Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.																								
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen																								
Mycobilimbia berengeriana (A.Massal.) Hafellner & V.Wirth																								
Mycobilimbia carnealbidia (Müll.Arg.) V.Wirth comb. inval.																								
Mycobilimbia hypnorum (Lib.) Kalb & Hafellner																								
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman					+																			
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala																								
Myxobilimbia microcarpa (Th.Fr.) Hafellner																								
Myxobilimbia sabuletorum (Schreb.) Hafellner var. sabuletorum						r																		
Nephroma parile (Ach.) Ach.						r																		
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.																								
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.																								
Opegrapha atra Pers.																								
Opegrapha rufescens Pers.																								
Opegrapha varia Pers.						r																		
Opegrapha viridis (Pers.) Behlen & Desberger																								
Pannaria conoplea (Ach.) Bory																								
Parmelia saxatilis (L.) Ach.				+																				
Parmelia sulcata Taylor																								
Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.							+																	
Parmelina pastillifera (Harm.) Hale																								
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.		r				+		+		1	+								+	r		2m		
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold						+				+	r								+	+		+		
Peltigera aphthosa (L.) Willd.																								
Peltigera canina (L.) Willd.																								
Peltigera collina (Ach.) Schrad.			+																					
Peltigera degenii Gyeln.																								
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.									+															
Peltigera polydactylon (Neck.) Hoffm.																								
Peltigera ponojensis Gyeln.																								
Peltigera praetextata (Flörke) Zopf									1															
Pertusaria albescens (Huds.) M.Choisy & Werner var. albescens																								
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.																								
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.																								
Pertusaria leioplaca DC.																								
Pertusaria pupillarlis (Nyl.) Th.Fr.																								
Phlyctis argena (Spreng.) Flot.																								
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James																								
Placynthiella uliginosa (Schrad.) Coppins & P.James																								
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.			r																			+		
Propolis versicolor																								
Protopannaria pezizoides (Weber) M.Jørg. & S.Ekman																								
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. ceratea (Ach.) D.Hawksw.																								
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea																						+		
Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner																								
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.																								
Pyrrhospora cinnabarina (Sommerf.) M.Choisy																								
Rhizodiszina lignyota																								
Roselliniella cladoniae																								
Scutula miliaris																								
Strigula affinis (A.Massal.) R.C.Harris							+																	
Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella							+																	
Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.																								
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James																								
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James							1				+		1	+		r	r							
Trapeliopsis viridescens (Schrad.) Coppins & P.James																							+	
Tuckneraria laureri (Kremp.) Randlane & Thell																					+			
Usnea filipendula Stirt. s.l.				+																				
Usnea subfloridana Stirt.																								
Vouauxiella lichenicola																								
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai																								
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger																								
Xylographa vitiligo (Ach.) J.R.Laundon																								

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	67	68	69	70	71	72	
Absconditella lignicola Vězda & Pšut																									
Acrocordia gemmata (Ach.) A. Massal.																									
Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.																									
Agyrium rufum																									
Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.																									
Arthonia radiata (Pers.) Ach.																									
Bacidia rubella (Hoffm.) A. Massal.																									
Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold																									
Bacidina phacodes (Körb.) Vězda																									
Biatora helvola Körb.																									
Biatora turgidula (Fr.) Nyl.														+											
Bryoria fuscescens (Gyeln.) Brodo & D. Hawksw.																									
Buellia arborea Coppins & Tønsberg																									
Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.																									
Calicium lenticulare Ach.																									
Calicium salicinum Pers.																									
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.														r											
Calicium viride Pers.																									
Caloplaca cerina (Ehrh.) Th. Fr. var. muscorum (A. Massal.) Jatta																									
Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge																									
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau																									
Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau																									
Cetrelia cetrarioides (Delisei) W.L. Culb. & C.F. Culb.																									
Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L. Culb. & C.F. Culb.																									
Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll. Arg.																									
Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th. Fr.																									
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.																									
Chaenotheca trichialis (Ach.) Th. Fr.																									
Chaenotheca xyloxeana Nädv.													r												
Chaenothecopsis epithallina Tibell																									
Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W. Schmidt																									
Chlorosplenium aeruginascens																									
Chrysothrix candelaris (L.) J.R. Laundon																									
Cladonia carneola (Fr.) Fr.																									
Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.									+	1	r			r				+							
Cladonia chlorophaea (Flörke) Spreng.										r									+						
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.	r			+						1		2m						r	r						
Cladonia deformis (L.) Hoffm.																									
Cladonia digitata (L.) Hoffm.			1	3					+	+									+						
Cladonia ecmocyna Leight.								2m																	
Cladonia fimbriata (L.) Fr.																									
Cladonia macilentata Hoffm. subsp. macilentata										+															
Cladonia merochlorophaea Asahina var. merochlorophaea										+															
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.																									
Cladonia pocillum (Ach.) Grognot																									
Cladonia polydactyla (Flörke) Spreng.																									
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.							+					r	+	2a		r		r							
Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa						1		1	+			+	+			+	+	+							
Clypeococcum hypocenomycis																									
Collema auriforme (With.) Coppins & J.R. Laundon																									
Collema flaccidum (Ach.) Ach.																									
Cryptodiscus pallidus																									
Dacrynaema rufum																									
Dimerella pineti (Schröd.) Vězda																									
Elixia flexella (Ach.) Lumbsch																									
Evernia divaricata (L.) Ach.																									
Fuscidea pusilla Tønsberg																									
Fuscopannaria praetermissa (Nyl.) M. Jørg.																									
Graphis scripta (L.) Ach.																									
Hypocenomyce caradocensis (Leight.) P. James & Gotth. Schneid.																									
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M. Choisy																									
Hypogymnia bitteri (Lynge) Ahti																									
Hypogymnia farinacea Zopf																									
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.																									
Hypogymnia tubulosa (Schaer.) Hav.																							+	1	+
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.					1																				
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F. Meyer																									
Japewia tomoensis (Nyl.) Tønsberg																									
Lachnellula willkommii																								r	
Lecanora argentata (Ach.) Malme																									
Lecanora chlorotera Nyl.																								+	
Lecanora expallens Ach.																									
Lecanora glabrata (Ach.) Malme																									
Lecanora impudens Degel.																									
Lecanora mughicola Nyl.																									
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.																								+	
Lecanora subintricata (Nyl.) Th. Fr.																								+	
Lecanora subrugosa Nyl.																									
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. symmicta																									
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.																									
Lecidella elaeochroma (Ach.) M. Choisy																								+	

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	49	50	51	52	53	54	55	56	57	58	59	60	61	62	63	64	65	66	67	68	69	70	71	72
Lepraria eburnea J.R.Laundon																								
Lepraria elobata Tønnsberg						+																		
Lepraria lobificans Nyl.			+																					
Leptoloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon																					2a	+		
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.																								
Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.																								
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.																								
Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.														+										
Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabratula (Lamy)																								
Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.																								
Micarea hedlundii Coppins																								
Micarea melaena Hedl.																								
Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.														+										
Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.																+								
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen																								
Mycobilimbia berengeriana (A.Massal.) Hafellner & V.Wirth																								
Mycobilimbia carnealbida (Müll.Arg.) V.Wirth comb. inval.																								
Mycobilimbia hypnorum (Lib.) Kalb & Hafellner																								
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman																							r	
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala																								
Myxobilimbia microcarpa (Th.Fr.) Hafellner																								
Myxobilimbia sabuletorum (Schreb.) Hafellner var. sabuletorum																								
Nephroma parile (Ach.) Ach.																								
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.																								
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.																								
Opegrapha atra Pers.																								
Opegrapha rufescens Pers.																								
Opegrapha varia Pers.																								
Opegrapha viridis (Pers.) Behlen & Desberger																								
Pannaria conoplea (Ach.) Bory																								
Parmelia saxatilis (L.) Ach.																								
Parmelia sulcata Taylor																								
Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.																								
Parmelina pastillifera (Harm.) Hale																								
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.		r		+				r		+	+	1		+		2a		+						
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold					+			+				1				2a		r			+			
Peltigera apthosa (L.) Willd.																								
Peltigera canina (L.) Willd.																								
Peltigera collina (Ach.) Schrad.																								
Peltigera degenii Gyeln.																								
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.																								
Peltigera polydactylon (Neck.) Hoffm.																								
Peltigera ponojensis Gyeln.																								
Peltigera praetextata (Flörke) Zopf																								
Pertusaria albescens (Huds.) M.Choisy & Werner var. albescens																								
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.																								
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.																								
Pertusaria leioplaca DC.																								
Pertusaria pupillaris (Nyl.) Th.Fr.																								
Phlyctis argena (Spreng.) Flot.																								
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James																								
Placynthiella uliginosa (Schrad.) Coppins & P.James																								
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.																						+	+	
Propolis versicolor																								
Protopannaria pezizoides (Weber) M.Jørg. & S.Ekman																								
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. ceratea (Ach.) D.Hawksw.																								
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea								2m																2b
Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner																								
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.																								
Pyrrhospora cinnabarina (Sommerf.) M.Choisy						+																		
Rhizodiszina lignyota																								
Roselliniella cladoniae											r													
Scutula miliaris																								
Strigula affinis (A.Massal.) R.C.Harris																								
Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella																								
Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.																								
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James																								
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James			r	3				1			2a		r	1	+					+			+	
Trapeliopsis viridescens (Schrad.) Coppins & P.James																								
Tuckneraria laureri (Kremp.) Randlane & Thell																								
Usnea filipendula Stirt. s.l.								+																
Usnea subfloridana Stirt.																								
Vouauxiella lichenicola																								
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai														r										
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger																								
Xylographa vitiligo (Ach.) J.R.Laundon																								

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	73	74	75	76	77	78	79	80	81	82	83	84	85	86	87	88	89	90	91	92	93	94	95	96
Absconditella lignicola Vězda & Pšut					r																			
Acrocordia gemmata (Ach.) A. Massal.						r																		
Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.																								
Agyrium rufum																								
Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.																								
Arthonia radiata (Pers.) Ach.		+																						
Bacidia rubella (Hoffm.) A. Massal.																								
Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold																								
Bacidina phacodes (Körb.) Vězda									r															
Biatora helvola Körb.																								
Biatora turgidula (Fr.) Nyl.											+													
Bryoria fuscescens (Gyeln.) Brodo & D.Hawksw.																							2m	
Buellia arborea Coppins & Tønsberg																								
Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.											+													
Calicium lenticulare Ach.										r														
Calicium salicinum Pers.											+													
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.																	2a							
Calicium viride Pers.																							+	
Caloplaca cerina (Ehrh.) Th.Fr. var. muscorum (A. Massal.) Jatta																								
Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge																								
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau																								
Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau																								
Cetrelia cetrarioides (Delisei) W.L.Culb. & C.F.Culb.																								
Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L.Culb. & C.F.Culb.																								
Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll. Arg.																								
Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th.Fr.																							+	
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.																							+	
Chaenotheca trichialis (Ach.) Th.Fr.																								
Chaenotheca xyloxena Nädv.																								
Chaenothecopsis epithallina Tibell																								
Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W.Schmidt																								
Chlorosplenium aeruginascens																								
Chrysothrix candelaris (L.) J.R.Laundon																								
Cladonia carneola (Fr.) Fr.																								
Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.																								
Cladonia chlorophaea (Flörke) Spreng.																								
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.									r															4
Cladonia deformis (L.) Hoffm.																								
Cladonia digitata (L.) Hoffm.											2a		+	1			+	2a	+	+			1	
Cladonia ecmocyna Leight.																								
Cladonia fimbriata (L.) Fr.										1														
Cladonia macilentata Hoffm. subsp. macilentata																								+
Cladonia merochlorophaea Asahina var. merochlorophaea																								
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.																								
Cladonia pocillum (Ach.) Grognot																								
Cladonia polydactyla (Flörke) Spreng.																								
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.																r				+				+
Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa																								
Clypeococcum hypocenomyces																								2a
Collema auriforme (With.) Coppins & J.R.Laundon										r														
Collema flaccidum (Ach.) Ach.										+														
Cryptodiscus pallidus																								
Dacrynaema rufum																								
Dimerella pineti (Schröd.) Vězda																								
Elixia flexella (Ach.) Lumbsch																								
Evernia divaricata (L.) Ach.																							+	+
Fuscidea pusilla Tønsberg																								
Fuscopannaria praetermissa (Nyl.) M.Jørg.																								
Graphis scripta (L.) Ach.					r		1	+																
Hypocenomyce caradocensis (Leight.) P.James & Gotth.Schneid.																				+				
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M.Choisy																			2a					2a
Hypogymnia bitteri (Lynge) Ahti																								
Hypogymnia farinacea Zopf																								+
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.												2a			r		+	r				1	2a	
Hypogymnia tubulosa (Schaer.) Hav.																								
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.																								
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F.Meyer																				+			+	+
Japewia tomoensis (Nyl.) Tønsberg																			r					
Lachnellula willkommii																								
Lecanora argentata (Ach.) Malme																								
Lecanora chlorotera Nyl.																								+
Lecanora expallens Ach.					+																			
Lecanora glabrata (Ach.) Malme																								
Lecanora impudens Degel.																			r					
Lecanora mughicola Nyl.																				r				
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.												+			+		+					+	1	
Lecanora subintricata (Nyl.) Th.Fr.											+												+	
Lecanora subrugosa Nyl.																								
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. symmicta											+							+					+	
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.																							r	
Lecidella elaeochroma (Ach.) M.Choisy	1																							

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	73	74	75	76	77	78	79	80	81	82	83	84	85	86	87	88	89	90	91	92	93	94	95	96
Lepraria eburnea J.R.Laundon	.	+	1	r	+
Lepraria elobata Tønsberg	r
Lepraria lobificans Nyl.	1
Leptoloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.
Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.
Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.
Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabratula (Lamy)
Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.
Micarea hedlundii Coppins
Micarea melaena Hedl.
Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.	2b	.	.
Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen
Mycobilimbia berengeriana (A.Massal.) Hafellner & V.Wirth
Mycobilimbia carneosalbida (Müll.Arg.) V.Wirth comb. inval.	+
Mycobilimbia hypnorum (Lib.) Kalb & Hafellner
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman	+	+	.
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala	.	.	r	2b	.	.
Myxobilimbia microcarpa (Th.Fr.) Hafellner
Myxobilimbia sabuletorum (Schreb.) Hafellner var. sabuletorum
Nephroma parile (Ach.) Ach.
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.	r	.	.
Opegrapha atra Pers.
Opegrapha rufescens Pers.
Opegrapha varia Pers.
Opegrapha viridis (Pers.) Behlen & Desberger
Pannaria conoplea (Ach.) Bory
Parmelia saxatilis (L.) Ach.	r
Parmelia sulcata Taylor
Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.
Parmelina pastillifera (Harm.) Hale
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.	2m	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+	1	
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold	+	+	+	.	+	+	+	+	+	+	+	1	
Peltigera aphthosa (L.) Willd.
Peltigera canina (L.) Willd.
Peltigera collina (Ach.) Schrad.
Peltigera degenii Gyeln.	r	r
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
Peltigera polydactylon (Neck.) Hoffm.
Peltigera ponojensis Gyeln.
Peltigera praetextata (Flörke) Zopf	+
Pertusaria albescens (Huds.) M.Choisy & Werner var. albescens
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.
Pertusaria leioplaca DC.	r
Pertusaria pupillaris (Nyl.) Th.Fr.
Phlyctis argena (Spreng.) Flot.	.	.	.	+
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James	r	.	.
Placynthiella uliginosa (Schrad.) Coppins & P.James
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.	+	+	2m	1	.
Propolis versicolor
Protopannaria pezizoides (Weber) M.Jørg. & S.Ekman
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. ceratea (Ach.) D.Hawksw.	r	.	.
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea	3	.	.	r	.	+	+	.	.	.	2m	2b	.
Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner	r
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.
Pyrrhospora cinnabarina (Sommerf.) M.Choisy
Rhizodiszina lignyota	.	r	.	.	+
Roselliniella cladoniae
Scutula miliaris
Strigula affinis (A.Massal.) R.C.Harris
Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella	r
Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
Trapeliopsis viridescens (Schrad.) Coppins & P.James
Tuckernaria laurenii (Kremp.) Randlane & Thell
Usnea filipendula Stirt. s.l.
Usnea subfloridana Stirt.	2m
Vouauxiella lichenicola	+	.	.
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger	+	+	.	+
Xylographa vitiligo (Ach.) J.R.Laundon

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	97	98	99	100	101	102	103	104	105	106	107	108	109	110	111	112	113	114	115	116	117	
Absconditella lignicola Vězda & Pšut
Acrocordia gemmata (Ach.) A. Massal.
Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.
Agyrium rufum
Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.
Arthonia radiata (Pers.) Ach.
Bacidia rubella (Hoffm.) A. Massal.
Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold
Bacidina phacodes (Körb.) Vězda
Biatora helvola Körb.
Biatora turgidula (Fr.) Nyl.
Bryoria fuscescens (Gyeln.) Brodo & D. Hawksw.
Buellia arborea Coppins & Tønsberg
Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.
Calicium lenticulare Ach.
Calicium salicinum Pers.
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
Calicium viride Pers.
Caloplaca cerina (Ehrh.) Th. Fr. var. muscorum (A. Massal.) Jatta
Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau
Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau
Cetrelia cetrarioides (Delisei) W.L. Culb. & C.F. Culb.
Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L. Culb. & C.F. Culb.
Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll. Arg.
Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th. Fr.
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.
Chaenotheca trichialis (Ach.) Th. Fr.
Chaenotheca xyloxena Nädv.
Chaenothecopsis epithallina Tibell
Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W. Schmidt
Chlorosplenium aeruginascens
Chrysothrix candelaris (L.) J.R. Laundon
Cladonia carneola (Fr.) Fr.
Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.
Cladonia chlorophaea (Flörke) Spreng.
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
Cladonia deformis (L.) Hoffm.
Cladonia digitata (L.) Hoffm.
Cladonia ecmocyna Leight.
Cladonia fimbriata (L.) Fr.
Cladonia macilentata Hoffm. subsp. macilentata
Cladonia merochlorophaea Asahina var. merochlorophaea
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.
Cladonia pocillum (Ach.) Grognot
Cladonia polydactyla (Flörke) Spreng.
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa
Clypeococcum hypocenomyces
Collema auriforme (With.) Coppins & J.R. Laundon
Collema flaccidum (Ach.) Ach.
Cryptodiscus pallidus
Dacrynaema rufum
Dimerella pineti (Schröd.) Vězda
Elixia flexella (Ach.) Lumbsch
Evernia divaricata (L.) Ach.
Fuscidea pusilla Tønsberg
Fuscopannaria praetermissa (Nyl.) M. Jørg.
Graphis scripta (L.) Ach.
Hypocenomyce caradocensis (Leight.) P. James & Gotth. Schneid.
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M. Choisy
Hypogymnia bitteri (Lynge) Ahti
Hypogymnia farinacea Zopf
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
Hypogymnia tubulosa (Schaer.) Hav.
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F. Meyer
Japewia tomoensis (Nyl.) Tønsberg
Lachnellula willkommii
Lecanora argentata (Ach.) Malme
Lecanora chlorotera Nyl.
Lecanora expallens Ach.
Lecanora glabrata (Ach.) Malme
Lecanora impudens Degel.
Lecanora mughicola Nyl.
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.
Lecanora subintricata (Nyl.) Th. Fr.
Lecanora subrugosa Nyl.
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. symmicta
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.
Lecidella elaeochroma (Ach.) M. Choisy

Tab. 9 fortgesetzt

Taxon	97	98	99	100	101	102	103	104	105	106	107	108	109	110	111	112	113	114	115	116	117
Lepraria eburnea J.R.Laundon												1									
Lepraria elobata Tønsberg																					
Lepraria lobificans Nyl.														r	+						
Leptoloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon																			+		
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.															+						
Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.																					
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.																		+			
Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.																					+
Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabrata (Lamy)													+								
Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.																					
Micarea hedlundii Coppins																					
Micarea melaena Hedi.																					
Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.																					
Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.																					
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen																					
Mycobilimbia berengeriana (A.Massal.) Hafellner & V.Wirth															+						
Mycobilimbia carnealbida (Müll.Arg.) V.Wirth comb. inval.																					
Mycobilimbia hypnorum (Lib.) Kalb & Hafellner																					
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman																					
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala		r									+										+
Myxobilimbia microcarpa (Th.Fr.) Hafellner																					
Myxobilimbia sabuletorum (Schreb.) Hafellner var. sabuletorum																					
Nephroma parile (Ach.) Ach.																					
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.														r							
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.																					
Opegrapha atra Pers.																					
Opegrapha rufescens Pers.																					
Opegrapha varia Pers.																					
Opegrapha viridis (Pers.) Behlen & Desberger																					
Pannaria conoplea (Ach.) Bory																					
Parmelia saxatilis (L.) Ach.																				+	+
Parmelia sulcata Taylor																				+	
Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.																					
Parmelina pastillifera (Harm.) Hale																					
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.			1			+	+		+	+											+
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold			+			+	+		+												+
Peltigera aphthosa (L.) Willd.																					
Peltigera canina (L.) Willd.				+			+														
Peltigera collina (Ach.) Schrad.																					
Peltigera degenii Gyeln.																					
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.		1															+				+
Peltigera polydactylon (Neck.) Hoffm.																			+		
Peltigera ponojensis Gyeln.																					
Peltigera praetextata (Flörke) Zopf																					
Pertusaria albescens (Huds.) M.Choisy & Werner var. albescens																					
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.																				r	+
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.																					r
Pertusaria leioplaca DC.																					
Pertusaria pupillarlis (Nyl.) Th.Fr.																					
Phlyctis argena (Spreng.) Flot.																					
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James			r						+	+											
Placynthiella uliginosa (Schrad.) Coppins & P.James										+											
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.																					
Propolis versicolor																					
Protopannaria pezizoides (Weber) M.Jørg. & S.Ekman																					
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. ceratea (Ach.) D.Hawksw.																					
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea																					
Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner																					
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.																	r				
Pyrrhospora cinnabarina (Sommerf.) M.Choisy																					
Rhizodiszina lignyota																					
Roselliniella cladoniae																					
Scutula miliaris																					
Strigula affinis (A.Massal.) R.C.Harris																					
Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella																					
Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.																					
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James						r															
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James														+							r
Trapeliopsis viridescens (Schrad.) Coppins & P.James																					
Tuckneraria laureri (Kremp.) Randlane & Thell																					
Usnea filipendula Stirt. s.l.																					
Usnea subfloridana Stirt.																					
Vouauxiella lichenicola																					
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai																					+
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger			+		+		1														
Xylographa vitiligo (Ach.) J.R.Laundon			1				+														

Tab. 9. Alphabetische Liste aller innerhalb der Aufnahmeplots sicher bestimmten Taxa unter Angabe des Abundanz-Dominanzwertes nach Braun-Blanquet bezogen auf die gesamte Totholzeinheit (Spaltenüberschrift, siehe Tab. 8).

Anhang 3. Artenliste je Aufnahme­fläche

1a Schagermäuer (a)

Flechten

Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
 Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th.Fr.
 Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.
 Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa
 Elixia flexella (Ach.) Lumbsch
 Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.
 Lepraria elobata Tønsberg
 Leproloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon
 Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.
 Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.
 Micarea melaena Hedl.
 Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.
 Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella
 Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James

Pilze

Chlorosplenium aeruginascens
 Propolis versicolor

1b Schagermäuer (b)

Flechten

Cetrelia cetrarioides (Delisei) W.L.Culb. & C.F.Culb.
 Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
 Elixia flexella (Ach.) Lumbsch
 Graphis scripta (L.) Ach.
 Lecanora argentata (Ach.) Malme
 Lecanora subrugosa Nyl.
 Lepraria lobificans Nyl.
 Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.
 Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.
 Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.
 Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.
 Opegrapha viridis (Pers.) Behlen & Desberger
 Parmelia saxatilis (L.) Ach.
 Parmelina pastillifera (Harm.) Hale
 Peltigera praetextata (Flörke) Zopf
 Pertusaria albescens (Huds.) M.Choisy & Werner var. albescens
 Pertusaria leioplaca DC.
 Phlyctis argena (Spreng.) Flot.
 Pyrenula nitida (Weigel) Ach.
 Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.

2a Brucksattel (a)

Flechten

Biatora turgidula (Fr.) Nyl.
 Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
 Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll.Arg.
 Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W.Schmidt

Chrysothrix candelaris (L.) J.R.Laundon
 Cladonia deformis (L.) Hoffm.
 Cladonia polydactyla (Flörke) Spreng.
 Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
 Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa
 Elixia flexella (Ach.) Lumbsch
 Hypogymnia farinacea Zopf
 Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
 Hypogymnia tubulosa (Schaer.) Hav.
 Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.
 Leproloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon
 Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.
 Micarea melaena Hedl.
 Pannaria conoplea (Ach.) Bory
 Peltigera canina (L.) Willd.
 Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea

2b Brucksattel (b)

Flechten

Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.
 Biatora helvola Körb.
 Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
 Lecanora argentata (Ach.) Malme
 Lepraria eburnea J.R.Laundon
 Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.
 Peltigera aphthosa (L.) Willd.
 Peltigera collina (Ach.) Schrad.
 Peltigera degenii Gyeln.
 Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
 Peltigera praetextata (Flörke) Zopf
 Pertusaria leioplaca DC.
 Protopannaria pezizoides (Weber) M.Jørg. & S.Ekman
 Pyrenula nitida (Weigel) Ach.
 Thelotrema lepadinum (Ach.) Ach.
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James

3a Hinterwinkl (a)

Flechten

Acrocordia gemmata (Ach.) A.Massal.
 Agonimia tristicula (Nyl.) Zahlbr.
 Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.
 Caloplaca cerina (Ehrh.) Th.Fr. var. muscorum (A.Massal.) Jatta
 Caloplaca stillicidiorum (Vahl) Lynge
 Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau
 Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau
 Cladonia pocillum (Ach.) Grognot
 Collema flaccidum (Ach.) Ach.
 Fuscopannaria praetermissa (Nyl.) M.Jørg.
 Graphis scripta (L.) Ach.
 Lecanora glabrata (Ach.) Malme
 Lecanora subrugosa Nyl.
 Lecidella elaeochroma (Ach.) M.Choisy
 Leptogium saturninum (Dicks.) Nyl.
 Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabratula (Lamy)

Mycobilimbia hypnorum (Lib.) Kalb & Hafellner
 Myxobilimbia microcarpa (Th.Fr.) Hafellner
 Normandina pulchella (Borrer) Nyl.
 Opegrapha atra Pers.
 Opegrapha rufescens Pers.
 Pannaria conoplea (Ach.) Bory
 Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.
 Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
 Peltigera ponojensis Gyeln.
 Phlyctis argena (Spreng.) Flot.
 Pyrenula nitida (Weigel) Ach.

Pilze

Scutula miliaris auf Peltigera horizontalis

3b Hinterwinkl (b)

Flechten

Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.
 Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau
 Graphis scripta (L.) Ach.
 Melanelia subaurifera (Nyl.) Essl.
 Parmelia sulcata Taylor
 Parmelina pastillifera (Harm.) Hale
 Pyrenula nitida (Weigel) Ach.
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James

4a Eggeralm (a)

Flechten

Amandinea punctata (Hoffm.) Coppins & Scheid.
 Bacidia rubella (Hoffm.) A.Massal.
 Bacidia subincompta (Nyl.) Arnold
 Biatora turgidula (Fr.) Nyl.
 Calicium lenticulare Ach.
 Calicium viride Pers.
 Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau
 Candelariella xanthostigma (Ach.) Lettau
 Cetraria cetrarioides (Delisei) W.L.Culb. & C.F.Culb.
 Chaenotheca brunneola (Ach.) Müll.Arg.
 Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
 Cladonia digitata (L.) Hoffm.
 Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.
 Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
 Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
 Lecanora impudens Degel.
 Lepraria elobata Tønsberg
 Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.
 Micarea hedlundii Coppins
 Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman
 Myxobilimbia sabuletorum (Schreb.) Hafellner var. sabuletorum
 Nephroma parile (Ach.) Ach.
 Opegrapha varia Pers.
 Parmelia saxatilis (L.) Ach.
 Parmeliella triptophylla (Ach.) Müll.Arg.
 Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
 Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
 Peltigera collina (Ach.) Schrad.
 Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.

Strigula affinis (A.Massal.) R.C.Harris
 Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
 Usnea filipendula Stirt. s.l.

4b Eggeralm (b)

Flechten

Calicium salicinum Pers.
 Calicium viride Pers.
 Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.
 Chaenotheca trichialis (Ach.) Th.Fr.
 Chaenothecopsis epithallina Tibell
 Chaenothecopsis pusilla (Ach.) A.F.W.Schmidt
 Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
 Cladonia digitata (L.) Hoffm.
 Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
 Dimerella pineti (Schrad.) Vězda
 Fuscidea pusilla Tønsberg
 Lepraria elobata Tønsberg
 Lepraria lobificans Nyl.
 Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
 Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
 Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
 Peltigera praetextata (Flörke) Zopf
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James

Pilze

Cryptodiscus pallidus

5a Steinerwald (a)

Flechten

Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
 Cladonia digitata (L.) Hoffm.
 Cladonia fimbriata (L.) Fr.
 Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
 Dimerella pineti (Schrad.) Vězda
 Evernia divaricata (L.) Ach.
 Hypogymnia farinacea Zopf
 Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
 Lepraria elobata Tønsberg
 Lepraria lobificans Nyl.
 Leproloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon
 Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.
 Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
 Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
 Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
 Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
 Tuckneraria laureri (Kremp.) Randlane & Thell

5b Steinerwald (b)

Flechten

Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
 Cladonia digitata (L.) Hoffm.
 Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.
 Lepraria elobata Tønsberg
 Lepraria lobificans Nyl.
 Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
 Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
 Pyrrhospora cinnabarina (Sommerf.) M.Choisy
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
 Trapeliopsis viridescens (Schrad.) Coppins & P.James

Lecidella elaeochroma (Ach.) M.Choisy
 Lepraria lobificans Nyl.
 Leproloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon
 Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman
 Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
 Peltigera degenii Gyeln.
 Peltigera praetextata (Flörke) Zopf
 Pertusaria leioplaca DC.
 Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
 Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James

Pilze

Lachnellula willkommii

6a Gstatterstein (a)

Flechten

Biatora turgidula (Fr.) Nyl.
 Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
 Chaenotheca xyloxena Nádv.
 Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.
 Cladonia chlorophaea (Flörke) Spreng.
 Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
 Cladonia digitata (L.) Hoffm.
 Cladonia ecmocyna Leight.
 Cladonia macilenta Hoffm. subsp. macilenta
 Cladonia merochlorophaea Asahina var. merochlorophaea
 Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
 Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa
 Hypocenomyce scalaris (Ach.) M.Choisy
 Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
 Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F.Meyer
 Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.
 Lecanora subintricata (Nyl.) Th.Fr.
 Lepraria elobata Tønsberg
 Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.
 Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.
 Micarea peliocarpa (Anzi) Coppins & R.Sant.
 Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
 Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
 Pertusaria pupillaris (Nyl.) Th.Fr.
 Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. furfuracea
 Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner
 Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
 Usnea filipendula Stirt. s.l.
 Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai

Pilze

Roselliniella cladoniae auf Cladonia merochlorophaea var. merochlorophaea

6b Gstatterstein (b)

Flechten

Arthonia radiata (Pers.) Ach.
 Biatora helvola Körb.
 Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
 Lecanora chlarotera Nyl.
 Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.

7a Haglwald (a)

Flechten

Absconditella lignicola Vězda & Pisut
 Acrocordia gemmata (Ach.) A.Massal.
 Collema auriforme (With.) Coppins & J.R.Laundon
 Collema flaccidum (Ach.) Ach.
 Graphis scripta (L.) Ach.
 Lecanora expallens Ach.
 Lepraria eburnea J.R.Laundon
 Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala
 Peltigera degenii Gyeln.
 Phlyctis argena (Spreng.) Flot.
 Strigula stigmatella (Ach.) R.C.Harris var. stigmatella

Pilze

Rhizodiszina lignyota

7b Haglwald (b)

Flechten

Bacidina phacodes (Körb.) Vězda
 Biatora turgidula (Fr.) Nyl.
 Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.
 Calicium lenticulare Ach.
 Calicium salicinum Pers.
 Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
 Cladonia fimbriata (L.) Fr.
 Graphis scripta (L.) Ach.
 Lecanora expallens Ach.
 Lecanora subintricata (Nyl.) Th.Fr.
 Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. symmicta
 Lepraria eburnea J.R.Laundon
 Mycobiliambia carnealbida (Müll.Arg.) V.Wirth comb. inval.
 Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger

8a Zinödl (a)

Flechten

Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
Cladonia digitata (L.) Hoffm.
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
Hypocenomyce caradocensis (Leight.) P.James & Gotth.Schneid.
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M.Choisy
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F.Meyer
Japewia tornuensis (Nyl.) Tønsberg
Lecanora impudens Degel.
Lecanora mughicola Nyl.
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. *symmicta*
Lepraria elobata Tønsberg
Parmelia saxatilis (L.) Ach.
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. *furfuracea*
Pycnora sorophora (Vain.) Hafellner

Pilze

Agryrium rufum

8b Zinödl (b)

Flechten

Bryoria fuscescens (Gyeln.) Brodo & D.Hawksw.
Calicium viride Pers.
Chaenotheca chrysocephala (Turner) Th.Fr.
Chaenotheca ferruginea (Turner & Borrer) Mig.
Cladonia digitata (L.) Hoffm.
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
Evernia divaricata (L.) Ach.
Hypocenomyce scalaris (Ach.) M.Choisy
Hypogymnia farinacea Zopf
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F.Meyer
Lecanora chlarotera Nyl.
Lecanora pulicaris (Pers.) Ach.
Lecanora subintricata (Nyl.) Th.Fr.
Lecanora symmicta (Ach.) Ach. var. *symmicta*
Lecanora varia (Hoffm.) Ach.
Micarea nitschkeana (J.Lahm) Harm.
Mycoblastus sanguinarius (L.) Norman
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala
Ochrolechia alboflavescens (Wulfen) Zahlbr.
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James
Platismatia glauca (L.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. *ceratea* (Ach.) D.Hawksw.
Pseudevernia furfuracea (L.) Zopf var. *furfuracea*
Usnea subfloridana Stirt.
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger

Pilze

Clypeococcum hypocenomycis auf *Hypocenomyce scalaris*
Vouauxiella lichenicola auf *Lecanora pulicaris*

9a Hochfeld (a)

Flechten

Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
Cladonia deformis (L.) Hoffm.
Cladonia fimbriata (L.) Fr.
Cladonia macilenta Hoffm. subsp. *macilenta*
Cladonia pocillum (Ach.) Grognot
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
Fuscidea pusilla Tønsberg
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
Peltigera canina (L.) Willd.
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James
Trapeliopsis flexuosa (Fr.) Coppins & P.James
Xylographa parallela (Ach.) Behlen & Desberger
Xylographa vitiligo (Ach.) J.R.Laundon

Pilze

Dacrynaema rufum

9b Hochfeld (b)

Flechten

Biatora turgidula (Fr.) Nyl.
Buellia arborea Coppins & Tønsberg
Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
Cladonia carneola (Fr.) Fr.
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
Cladonia digitata (L.) Hoffm.
Cladonia macilenta Hoffm. subsp. *macilenta*
Cladonia parasitica (Hoffm.) Hoffm.
Icmadophila ericetorum (L.) Zahlbr.
Imshaugia aleurites (Ach.) S.L.F.Meyer
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
Placynthiella icmalea (Ach.) Coppins & P.James
Placynthiella uliginosa (Schrad.) Coppins & P.James

10a Kaderalpi (a)

Flechten

Cetrelia olivetorum (Nyl.) W.L.Culb. & C.F.Culb.
Chaenotheca xyloxena Nádv.
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
Cladonia fimbriata (L.) Fr.
Cladonia macilenta Hoffm. subsp. *macilenta*
Graphis scripta (L.) Ach.
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
Lecanora argentata (Ach.) Malme
Lepraria eburnea J.R.Laundon
Lepraria lobificans Nyl.
Leptogium lichenoides (L.) Zahlbr.
Lobaria pulmonaria (L.) Hoffm.

Melanelia fuliginosa (Fr.) Essl. subsp. glabratula (Lamy)
Multiclavula mucida (Pers.) R.H.Petersen
Mycobilimbia berengeriana (A.Massal.) Hafellner & V.Wirth
Normandina pulchella (Borrer) Nyl.
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
Pyrenula nitida (Weigel) Ach.
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James

Pilze

Chlorosplenium aeruginascens

10b Kaderalpl (b)

Flechten

Buellia griseovirens (Turner & Borrer) Almb.
Calicium salicinum Pers.
Calicium trabinellum (Ach.) Ach.
Candelariella reflexa (Nyl.) Lettau
Chrysothrix candelaris (L.) J.R.Laundon
Cladonia cenotea (Ach.) Schaer.
Cladonia coniocraea (Flörke) Spreng.
Cladonia digitata (L.) Hoffm.
Cladonia fimbriata (L.) Fr.
Cladonia macilenta Hoffm. subsp. macilenta
Cladonia pyxidata (L.) Hoffm.
Cladonia squamosa Hoffm. var. squamosa
Evernia divaricata (L.) Ach.
Hypocnomyce scalaris (Ach.) M.Choisy
Hypogymnia bitteri (Lynge) Ahti
Hypogymnia farinacea Zopf
Hypogymnia physodes (L.) Nyl.
Lecanora expallens Ach.
Leproloma vouauxii (Hue) J.R.Laundon
Loxospora elatina (Ach.) A.Massal.
Mycocalicium subtile (Pers.) Szatala
Parmelia saxatilis (L.) Ach.
Parmelia sulcata Taylor
Parmeliopsis ambigua (Wulfen) Nyl.
Parmeliopsis hyperopta (Ach.) Arnold
Peltigera horizontalis (Huds.) Baumg.
Peltigera polydactylon (Neck.) Hoffm.
Pertusaria amara (Ach.) Nyl.
Pertusaria coronata (Ach.) Th.Fr.
Trapeliopsis gelatinosa (Flörke) Coppins & P.James
Vulpicida pinastri (Scop.) J.-E.Mattsson & M.J.Lai