

**Artenzusammensetzung sowie Zersetzungsprozesse an stehendem und
liegendem Totholz nicht standortheimischer Baumarten**



DISSERTATION

zur Erlangung der Doktorwürde

Von der Fakultät für Mathematik und Naturwissenschaften
der Bergischen Universität Wuppertal

-Doktor der Naturwissenschaften-
(Dr. rer. nat.)

vorgelegt von

Marvin Scolari

(Staatlich geprüfter Lebensmittelchemiker)

aus Schwelm

Wuppertal, November 2021

Die vorliegende Arbeit entstand in der Zeit
von März 2015 bis November 2021 unter der Leitung von

Herrn Prof. Dr. Hans-Willi Kling

im Arbeitskreis Kommunikation und Management chemischer Prozesse in der Industrie
und Analytische Chemie der Bergischen Universität Wuppertal

in Kooperation mit dem Landesbetrieb Wald und Holz NRW Schwerpunktaufgabe Waldbau
und Forstvermehrungsgut Lehr- und Versuchsforstamt Arnsberger Wald und dem Ministe-
rium für Klimaschutz, Umwelt, Landwirtschaft, Natur- und Verbraucherschutz des Landes
Nordrhein-Westfalen

Die Dissertation kann wie folgt zitiert werden:

urn:nbn:de:hbz:468-20220608-115901-2

[<http://nbn-resolving.de/urn/resolver.pl?urn=urn%3Anbn%3Ade%3Ahbz%3A468-20220608-115901-2>]

DOI: 10.25926/f9bs-fe35

[<https://doi.org/10.25926/f9bs-fe35>]

„Wer die Welt nicht von Kind auf gewohnt wäre, müsste über ihr den Verstand verlieren. Das Wunder eines einzigen Baumes würde genügen, ihn zu vernichten.“

Christian Morgenstern

Ich versichere, dass ich die vorliegende Arbeit selbstständig im Arbeitskreis Kommunikation und Management chemischer Prozesse in der Industrie und Analytische Chemie unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. Hans-Willi Kling durchgeführt und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel verwendet habe.

Wuppertal,

Marvin Scolari

Danksagung

Besonders möchte ich Herrn Professor Dr. Hans-Willi Kling dafür danken, dass ich die Möglichkeit hatte, das sehr interessante Thema in seinem Arbeitskreis behandeln zu dürfen. Zudem danke ich für die Betreuung der Arbeit und die vielen hilfreichen Diskussionen.

Prof. Dr. Thorsten Benter möchte ich für die freundliche Übernahme des Koreferats danken.

Frau Akad. Dir. Dr. Helga Mölleken danke ich ebenfalls herzlich für die Betreuung der Arbeit und für die tollen Ausflüge, welche stets begleitet von reichlich Proviant waren.

Herrn Dr. Bertram Leder vom Landesbetrieb Wald und Holz NRW Schwerpunktaufgabe Waldbau und Forstvermehrungsgut Lehr- und Versuchsforstamt Arnsberger Wald möchte ich für das tolle Thema danken und auch für die vielen interessanten fachlichen Gespräche und Hilfestellungen. Auch danke ich Herrn Norbert Tennhof für die vielen wertvollen Hinweise und für die Begleitung in die Untersuchungsabteilungen. Dank gilt auch dem Ministerium für Klimaschutz, Umwelt, Landwirtschaft, Natur- und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen für die Zurverfügungstellung der finanziellen Mittel.

Weiterhin möchte ich mich bei meinen Kolleginnen und Kollegen aus dem Arbeitskreis „Management Chemischer Prozesse in der Industrie und Analytische Chemie“ bedanken. Frau Dr. M. Sc. Katrin Netzel danke ich besonders für die Einführungen in die zwei-dimensionale Gaschromatographie und Pyrolysemessungen. Auch möchte ich den Mitarbeitern des Zentralen Chemikalienlagers für die stets gute Zusammenarbeit danken.

Herrn Friedbert Lücker aus dem Arbeitskreis der anorganischen Chemie danke ich für die Durchführung der elementaranalytischen Untersuchungen.

Ich möchte mich bei allen Studenten bedanken, die in Form von Bachelor-, Master- oder wissenschaftlichen Abschlussarbeiten Beiträge zu dieser Arbeit geleistet haben. Hier sind namentlich zu nennen Christina Bendig, Regina Teichert, Carmen Ihmenkamp, Juliane Micke, Katja Müller, Julian Tamke.

Mein besonderer Dank gilt Klarissa Tomczak für die, auch von der Arbeit unabhängige, liebevolle Unterstützung.

Meinen Freunden Matthias Wolter (Waldi) und Moritz Tronick danke ich für die Hilfe bei der Probenahme und den damit verbundenen schönen Ausflügen.

Meinen Eltern danke ich für die rückhaltlose Unterstützung in allen Lebenslagen, die mein naturwissenschaftliches Studium überhaupt möglich gemacht hat.

Abstract

Forests are an essential global element with regard to ecological stability and diversity and take over large areas of Germany. Forests are indispensable to a large variety of factors concerning our life, like protection of soil and drinking water as well as recovery. For economic reasons forests have high priority, too. There is a serious apprehension that indigenous tree species do not fit the ecological change caused by climate change and climate fluctuations. Especially European spures suffer from dry summers and could be eliminated in European forests in future. It is possible that foreign tree species could fit the expected changes better. Thus these species could be an addition to the existing flora.

To integrate such tree species successfully, a couple of conditions have to be fulfilled:

- They should fit into the ecological system of the forest
- and should not affect the biological diversity in a negative way
- and maybe increase ecological conditions.

Specific biological and chemical analysis should be worked out to examine the adaptation. Therefore this study will show the influences of degradation of deadwood from foreign tree species regarding to ecochemical parameters. As already known, deadwood is very important for the preservation of forests and the biological diversity. Thus, deadwood from foreign tree species must

- provide a habitat for local xylobiotics
- and fit into the environment structure
- and rotting processes must not have a negative impact on soil properties or lead to other non desirable changes.

With regard to the targets mentioned above, deadwood from various foreign tree species were examined over a period of three years. The examinations include a documentation of the degradation processes and dynamics as well as the rotting rate due to the settlement of lichens, mosses and especially decomposing fungi. Furthermore, samples from wood and soil have been chemically analysed. The results are compared to local tree species and will contribute to making a decision on which foreign tree species could become candidates for an implementation in our forests.

1 Inhalt

1	Inhalt	8
2	Einleitung	11
2.1	Hintergrund.....	11
2.1.1	Staatswald Burgholz, Gebietscharakteristika und Standortverhältnisse	12
2.1.2	Nicht standortheimische Baumarten im Burgholz	13
3	Zielsetzung	14
4	Theoretische Grundlagen	16
4.1	Totholz.....	16
4.1.1	Bedeutung des Totholzes für die Artenvielfalt	17
4.2	Zusammensetzung von Holz	18
4.2.1	Holzextraktstoffe	19
4.2.2	Gerüstsubstanzen.....	22
4.2.3	Cellulose.....	23
4.2.4	Hemicellulose.....	24
4.2.5	Lignin	25
4.3	Zersetzung von Totholz	28
4.3.1	Abbau durch Pilze	28
4.3.2	Braunfäule	28
4.3.3	Weißfäule	29
4.3.4	Moderfäule	29
5	Ergebnisteil	30
5.1	Versuchsaufbau	30
5.2	Untersuchungsabteilungen und untersuchte Baumarten.....	33
5.3	Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen	35
5.3.1	In-Vivo Untersuchungen	36
5.3.2	Charakterisierung der Xylobionten	42
5.3.3	Gegenüberstellung der ökologischen Untersuchungen für alle Baumarten	45
5.3.4	Charakterisierung der auf allen Baumarten nachgewiesenen Xylobionten.....	57
5.4	Chemische Analyse der Extraktstoffe	62
5.4.1	Quantitative Bestimmung des Gesamtextraktstoffgehaltes.....	64
5.4.2	Verteilung der Substanzklassen.....	66
5.4.3	Gegenüberstellung aller Baumarten	69
5.5	Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen	77

5.5.1	Verteilung der Gerüstsubstanzen an <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke)	79
5.5.2	Gegenüberstellung der Verhältnisse der Gerüstsubstanzen	84
5.6	Chemische Analyse der Bodenproben	86
5.6.1	pH-Werte	87
5.6.2	Elementaranalysen	90
5.6.3	Humusgehalt	92
5.6.4	Kohlenstoff/Stickstoff-Verhältnis	94
5.6.5	Online py-GCxGC-TOF-MS	98
5.6.6	Pyrolyse der Bodenproben von <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke) Abteilung 408 N2	99
5.6.7	Abteilungsübergreifende Darstellung	105
6	Zusammenfassung und Diskussion	110
7	Material und Methoden	114
7.1	In-Vivo Untersuchungen	114
7.1.1	Deckungsgrad	114
7.1.2	Zersetzungsgrad	115
7.1.3	Beschaffenheit der Oberfläche	115
7.1.4	Holzfeuchte	116
7.2	Bestimmung der einfallenden Lichtstärke	116
7.3	Verwendete Chemikalien	117
7.4	Liste der verwendeten Geräte	118
7.5	Methoden Holzproben	118
7.5.1	Probennahme	118
7.5.2	Probenvorbereitung	119
7.5.3	Extraktion von Holz	119
7.5.4	Identifizierung der Extraktstoffe	121
7.5.5	Quantifizierung der Extraktstoffe	131
7.5.6	Ligninanalytik	135
7.5.7	Analytik der Hemi-/Cellulose	137
7.6	Methoden Bodenproben	137
7.6.1	Probenentnahme und Vorbereitung	137
7.6.2	Bestimmung des pH-Wertes	138
7.6.3	Elementaranalysen	138
7.6.4	Pyrolyse-GCxGC-qTOF-MS	138

7.7	Pyrolyse von Standardsubstanzen	140
7.7.1	Lignin	140
7.7.2	Cellulose.....	141
7.7.3	Zusammenfassung der Pyrolyse der Standardsubstanzen	142
7.8	Statistische Methoden.....	143
7.8.1	Hauptkomponentenanalyse und Einfaktorielle Varianzanalyse.....	144
8	Literaturverzeichnis	148
9	Anhang.....	161
9.1	Messwerte der Lichtintensitätsmessung	161
9.2	In-Vivo Parameter	162
9.3	Cellulose-/Hemicellulose- und Ligningehaltsbestimmung	167
9.4	Pyrogramme und Pyrolyseprodukte der Bodenproben.....	174
9.4.1	Pyrolyseprodukte <i>Abies procera</i> Abteilung 409 E1.....	174
9.5	Formelverzeichnis	187
9.6	Tabellenverzeichnis	187
9.7	Abbildungsverzeichnis	189
9.8	Chromatogrammverzeichnis.....	189
9.9	Pyrogrammverzeichnis	189
9.10	Diagrammverzeichnis	190

2 Einleitung

2.1 Hintergrund

Die Auswirkungen des Klimawandels und die damit auftretenden Wetterextreme sind schon heute deutlich zu spüren. So kommt es in Deutschland zu einer Häufung von langanhaltender Trockenheit, extremer Hitze und starken Stürmen [IPCC, 2014]. Die letztendlichen Ausmaße der Klimaveränderung sind schwer einzuschätzen, allerdings zeichnen sich gerade für den Wald gravierende Veränderungen ab [MINISTERIUM FÜR UMWELT, LANDWIRTSCHAFT, NATUR- UND VERBRAUCHERSCHUTZ DES LANDES NORDRHEIN-WESTFALEN (MULNV), 2014]. Das aktuelle Waldsterben ist mittlerweile nicht nur hauptsächlich Förstern bekannt, sondern Bestandteil öffentlicher Diskussionen. Vor allem das große Fichtensterben ist derzeit ein Tagesthema.

Vor diesem Hintergrund rückt der Anbau von nicht standortheimischen Baumarten in den Vordergrund, da einige dieser Arten entweder einem wärmeren Klima oder Klimaschwankungen gegenüber toleranter sind als heimische. Die Anpassungsfähigkeit heimischer Baumarten an den Klimawandel ist unzureichend geklärt, sodass Untersuchungen zu bereits etablierten oder neuen nicht standortheimischen Baumarten mit breiter ökologischer Amplitude notwendig sind. Ein großflächiger Anbau neuer Baumarten kann allerdings nur erfolgen, wenn sich diese gut eingliedern lassen und die westeuropäischen ökologischen und ökochemischen Umweltfaktoren ein gesundes Wachstum ermöglichen. Eine essentielle Bedeutung hat das anfallende Totholz, da dieses ein wichtiger Bestandteil des Ökosystems Wald ist und eine essentielle Funktion bei der Naturverjüngung von Wäldern hat. Ebenso trägt es zur Förderung der Biodiversität bei und ist für die Aufrechterhaltung von Stoffkreisläufen unabdingbar [EIDGENÖSSISCHE FORSCHUNGSANSTALT FÜR WALD, SCHNEE UND LANDSCHAFT (WSL), 2002].

Die vorliegende Arbeit ist ein Bestandteil des „Fremdländerkonzepts“ des Landesbetriebs Wald und Holz Nordrhein-Westfalen (LWH-NRW). Dieses Konzept umfasst insgesamt acht Module, welche sich mit unterschiedlichen Untersuchungen zu nicht standortheimischen Baumarten befassen. Die vorliegende Arbeit ist dabei dem Modul 6: „Bedeutung des Totholzes“ zuzuordnen.

An der Bergischen Universität Wuppertal werden zu dem genannten Projekt verschiedene Arbeiten durchgeführt, wobei der Staatswald Burgholz mit seinen seit den 50er Jahren eingeführten Versuchsflächen mit nicht standortheimischen Baumarten eine ideale Grundlage zur Forschung bietet.

2.1.1 Staatswald Burgholz, Gebietscharakteristika und Standortverhältnisse

Die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit sind auf Untersuchungen im 540 ha großen Wuppertaler Staatswald „Burgholz“ zurückzuführen. Das seit 1999 bestehende Arboretum befindet sich auf einer Fläche von insgesamt circa 250 ha.

Der Staatswald Burgholz liegt im Landschaftsraum des Bergischen Landes zwischen Wuppertal und Solingen. Die Waldflächen „*dehnen sich im westlichen Abstufungsbereich zur Rheinebene auf einem entlang der Wupper von Wuppertal in Richtung Solingen abfallenden Höhenzug südwärts aus*“ [LWH-NRW, 2009]. Die Flächen liegen auf dem Randrücken des alten Rheinischen Schiefergebirges, welches von Bachtälern und Siepen durchzogen ist. Die Höhenlagen im gesamten Gebiet betragen zwischen 200 und 250 m [HOGREBE, 1966 / LWH-NRW, 2009].

Die klimatischen Bedingungen im Burgholz, welche sich durch milde Temperaturen und hohe Niederschlagsmengen auszeichnen, wirken sich allgemein positiv auf das Baumwachstum aus. Die vorherrschende Luvlage begünstigt eine lange Vegetationszeit von circa 160 Tagen im Jahr und ein Vegetationszeitmittel der Temperatur von 14,5 bis 15,0 °C. Die forstliche Vegetationszeit beginnt Ende April und endet Mitte Oktober [HOGREBE, 1966 / LWH-NRW, 2009 / MINISTERIUM FÜR UMWELT, RAUMORDNUNG UND LANDWIRTSCHAFT DES LANDES NRW (MURL), 1995].

Die Winter im Burgholz sind in der Regel mit einer Durchschnittstemperatur von + 1,3 °C sehr mild, können teilweise aber auch tiefe Minusgrade erreichen. Die Jahrestemperaturschwankung fällt mit einer Temperatur von 15,7 °C relativ gering aus. Dabei liegt die durchschnittliche Niederschlagsmenge bei 1100 mm bis 1200 mm pro Jahr, von der 40 - 50 % während der Vegetationszeit niedergehen [HOGREBE, 1966 / MURL, 1995 / MULNV, 2000].

Die Böden im Burgholz sind in den oberen humosen Bodenhorizonten mit einem pH-Wert (KCl) von 3,0 - 3,5 sehr sauer. Durch eine lockere Schichtung wird eine gute Durchlüftung gewährleistet und die Böden sind somit gut durchwurzelbar. Aufgrund der geringen Nährstoffversorgung ist der Wasserhaushalt von entscheidender Wichtigkeit [LWH-NRW, 2009].

Die Niederschlagsmengen und Wärmetönung sorgen für günstige Standortbedingungen, die zur Auswahl des Burgholzes als Versuchsareal beigetragen haben. Diese Bedingungen spiegeln sich auch in der Entwicklung der Moose, Flechten und Pilze wider, deren Bestimmung einen wichtigen Punkt dieser Arbeit darstellt.

2.1.2 Nicht standortheimische Baumarten im Burgholz

Das Burgholz galt mit circa 30 natürlich vorkommenden Baumarten ursprünglich als artenarm. Diese Artenarmut lässt sich teilweise durch eine Zurückdrängung vieler Arten während der Eiszeit und nicht gelungenen Rückwanderungen erklären. Viele Baumarten, die zu Versuchszwecken im Burgholz angebaut wurden, waren früher nicht heimisch, wobei von circa 250 Baum- und Straucharten ausgegangen wird. Die Sumpfyzypresse (*Taxodium distichum*), der Küstenmammutbaum (*Sequoia sempervirens*) und der Gebirgsmammutbaum (*Sequoiadendron giganteum*) kamen ursprünglich auch hierzulande vor und sind somit streng genommen keine nicht standortheimischen Baumarten [KOLBE, 1991 / LWH-NRW, 2009)].

Durch eine zunehmende Besiedlung und damit einhergehenden Rodung wurden seit dem Mittelalter große Teile des Burgholzes zurückgedrängt. Ende des 18. Jahrhunderts wurde mit dem Einsetzen der geregelten Forstwirtschaft der zunehmenden Rodung entgegengewirkt. Ein Anbau von nicht standortheimischen Baumarten begann durch die „Preußische Forstliche Versuchsanstalt“ im 19. Jahrhundert [KOLBE, 1991 / LWH-NRW, 2009]. Im Zuge des zweiten Weltkrieges und der dadurch entstandenen Brennholznot wurden große Teile des Burgholzes abgeholzt [KOLBE, 1991 / MIES, 2000]. Die Leistungsfähigkeit des Waldes war damit stark beeinträchtigt und neu eingebrachte Fichten und Buchen zeigten immer häufiger Probleme mit der Verjüngung oder litten an Rauchschäden. So wurde 1955 ein Anbau von nicht standortheimischen Baumarten vorgeschlagen, um den entstandenen Mangel zu kompensieren [LWH-NRW, 2009]. Die nicht standortheimischen Baumarten wurden auf einer Fläche von insgesamt circa 37 ha angebaut, wobei diese durch eine Weisung des Ministers für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten für Anbauversuche auf 70 ha vergrößert werden sollte. Bis zum Jahr 1972 erweiterte sich die Fläche auf insgesamt 110 ha, von denen 27 ha auf Laub- und 83 ha auf Nadelholzarten fielen. Im selben Jahr wurde das Burgholz zum „Versuchsrevier für den Anbau fremdländischer Baumarten“ erklärt [MURL, 1995] und die Anbauflächen vergrößert: „Durch das Waldbauprogramm Wald 2000 des Ministeriums für Umwelt, Raumordnung und Landwirtschaft war der Anteil fremdländischer Baumarten im Jahre 1995 im Staatswald auf 5% der Holzbodenfläche beschränkt. 1995 waren 135 verschiedenen Baumarten, 58 Laubbaumarten und 77 Nadelbaumarten, auf einer Fläche von circa 250 ha Waldbodenfläche angebaut“ [MURL, 1995].

Der Anbau von nicht standortheimischen Baumarten rückte durch die immer stärkeren negativen Auswirkungen des Klimawandels weiter in den Fokus. Auch flossen die Schäden durch die

starken Stürme „Kyrill“ und „Emma“ in den Jahren 2007 und 2009 in die Entscheidungsfindung zum Anbau dieser Baumarten mit ein. Da davon auszugehen ist, dass sich der Standort Wald und somit auch die Bedingungen für heimische Arten weiter verändern werden, sind die Erfahrungswerte und die jahrzentelange Forschung unverzichtbar [LWH-NRW, 2009].

3 Zielsetzung

Das Ziel dieser Arbeit ist es, nicht standortheimische Baumarten zu charakterisieren, die sich hinsichtlich des anfallenden Totholzes und der damit einhergehenden Zersetzung in die heimische Waldgemeinschaft integrieren lassen. Die zu betrachtenden Baumarten stammen ursprünglich aus weit entfernten Regionen der Welt, vornehmlich Asien und Nord-Amerika und sind so an klimatische Bedingungen angepasst, die sich von denen in Deutschland unterscheiden. Lassen sich diese Baumarten aufgrund der durchgeführten Beobachtungen und Untersuchungen gut in den Deutschen Wald integrieren, tragen diese voraussichtlich zu einer Erhöhung der Klimaplastizität der heimischen Wälder bei.

Der Auswahl potentieller Baumarten und den in der forstwirtschaftlichen Fachsprache als „Abteilungen“ bezeichneten Anbauflächen kam eine essentielle Bedeutung zu. Durch Begehung der Abteilungen und Untersuchungen an den einzelnen Stammstücken und Stämmen ließ sich der Vorgang der Totholzzersetzung und dessen zeitlicher Verlauf charakterisieren und mit heimischen Baumarten vergleichen. Die wichtigste Erkenntnis daraus ist, ob eine nennenswerte Zersetzung des Totholzes stattfindet und ob sich diese in der Art und Geschwindigkeit grundlegend von heimischen Baumarten unterscheidet. Zudem wurde jedes Stammstück vermessen sowie seine Lage per GPS bestimmt. Neben diesen Bestimmungen wurden noch standortspezifische Parameter wie Lichtintensität und der pH-Wert des Bodens erfasst, um die sogenannten „Mikrostandorte“ zu charakterisieren und diese miteinander vergleichen zu können.

Der Prozess der Totholzzersetzung und die damit verbundenen Abbauprozesse sollten zugleich besser verstanden und charakterisiert werden. Durch eine regelmäßige Entnahme von Holz- und Bodenproben und deren chemischer Analyse konnten Zersetzungsprozesse beschrieben und Abbauprodukte identifiziert werden, welche zum Teil durch Auswaschungen und andere Vorgänge in die Waldböden gelangen können. Eine zusätzliche Analyse der Waldbodenproben soll daher herangezogen werden, um eine eventuelle Veränderung der Waldbodenzusammen-

setzung, bedingt durch die Totholzzersetzung, zu erkennen. Die Untersuchungen erfolgten immer auch im direkten Vergleich zu heimischen Baumarten, für die diese Art der Untersuchungen ebenfalls neu sind.

Neben den Untersuchungen zur Zersetzung und der chemischen Beschaffenheit wurden die auf dem Totholz lebenden Xylobionten (Pilze, Moose, Flechten) charakterisiert und dokumentiert. Generell nimmt Totholz als Habitat für Xylobionten einen wichtigen Stellenwert im Waldökosystem und für die Artenvielfalt ein, sodass sich nicht standortheimische Baumarten vor diesem Hintergrund nicht wesentlich von heimischen Baumarten unterscheiden sollen. Eine Integration in den heimischen Wald kann nur erfolgen, wenn das Totholz der nicht standortheimischen Baumarten als Lebensraum angenommen wird und so einen Beitrag zur Erhaltung der Artenvielfalt leisten kann. Die Besiedlung durch Xylobionten erfolgte ebenfalls im direkten Vergleich zur heimischen Buche und Fichte.

Unter Berücksichtigung aller genannten Aspekte soll im Ergebnis eine Empfehlung für geeignete Baumarten erfolgen, deren Totholz eine Bereicherung für unseren Wald darstellen kann. Im Idealfall sollen diese in der Zukunft als Ersatz oder zumindest als Ergänzung zu heimischen Baumarten angepflanzt werden, um gesunde, ertragreiche, aber auch klimaplastische Wälder zu schaffen. So kann das klimabedingte, großflächige Absterben der Fichtenwälder auch als Chance aufgefasst werden, um auf den frei gewordenen Flächen neue Baumarten einzubringen und eine neue Art von Mischwald zu schaffen [MOHAUPT, 2018].

4 Theoretische Grundlagen

4.1 Totholz

Unter dem Begriff „Totholz“ versteht man die Summe aus abgestorbenen Bäumen oder Baumteilen, zum Beispiel Äste. Es entsteht durch natürliche Einflüsse, wie Windwurf oder Borkenkäferbefall, kann aber auch durch diverse Waldbewirtschaftungsmaßnahmen zurückbleiben. So zählen geschnittene Stammstücke, Baumkronen und Baumstümpfe zu Totholz [WSL, 2002].

Stirbt ein Baum ab oder wird dieser gefällt, kommt die Sauerstoffproduktion zum Erliegen. Doch selbst nach dem Absterben hat das Holz einen hohen ökologischen Wert, da es weiterhin an Stoffkreisläufen in Waldökosystemen beteiligt ist [LWH-NRW, 2012]. Im Zuge der Holzzersetzung kommt es zu einer zunehmenden Erosion der Holzoberfläche und das Holz wird, bei gleichzeitiger Zunahme der Holzfeuchtigkeit, immer weicher. Durch die verschiedenen Zersetzungsprozesse werden unter anderem Kohlenstoff und Mineralien freigesetzt, welche zur Humusbildung der Waldböden beitragen. Das Totholz wirkt also als natürlicher Dünger und bietet den Waldböden außerdem Schutz vor Auswaschungen und Erosion [LWH-NRW, 2012 / WSL, 2002]. Die Einflüsse von Totholz auf die Bodenzusammensetzung sind allerdings noch nicht abschließend erforscht [Błońska, 2017]. Besonders humose Böden reagieren empfindlich und können auch durch standortfremde Organismen, wie zum Beispiel Bäume, dauerhaft verändert werden [WISSENSCHAFTLICHER BEIRAT DER BUNDESREGIERUNG GLOBALE UMWELTVERÄNDERUNGEN, 1994 / UMWELTBUNDESAMT, 2015]. Untersuchungen zur Beeinflussung der Waldböden durch die Totholzzersetzung wurden in dieser Arbeit durchgeführt (siehe Kapitel Chemische Analysen der Bodenproben).

Totholz bildet einen wichtigen Bestandteil des Ökosystems Wald und gleichzeitig die Lebensgrundlage für tausende Arten von Tieren, höheren Pflanzen, Pilzen, Flechten und Moosen und bietet zudem als Strukturelement Unterschlupf, Deckung und einen Schlafplatz [WSL, 2002]. Totholz ist charakteristisch für natürliche Wälder und wird von einer Vielzahl an Organismen zersetzt. Die Abbauprodukte der Zersetzung gelangen dabei größtenteils wieder in die lebenden Pflanzen zurück. Die Art und Geschwindigkeit der Totholzzersetzung wurde für ausgewählte nicht standortheimische Baumarten in dieser Arbeit untersucht und mit der von heimischen Baumarten verglichen (siehe Kapitel Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen). Zudem erfolgte eine Analyse zu den frei gesetzten Abbauprodukten (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“).

4.1.1 Bedeutung des Totholzes für die Artenvielfalt

Totholz bietet eine Nahrungsgrundlage und Lebensraum für diverse Insekten, Pilze und andere Organismen [WSL, 2002]. *„Bis zu einem Drittel der im Wald vorkommenden Arten sind zu mindestens für einen Teil ihres Lebenszyklus von toten oder absterbenden Holz abhängig“* [HIRSCHBERGER, 2006]. Totholz gilt durch die stattfindenden Zersetzungsprozesse als temporäres Substrat und kann daher von verschiedenen Arten nur in bestimmten Lebensabschnitten genutzt werden, sodass diese Arten fortlaufend neue Gebiete besiedeln müssen [RAJANDU ET AL. 2009]. Viele der auf Totholz angewiesenen Arten sind auf ein enges Spektrum an Wirtspflanzen angewiesen. So können sogenannte Pionierbesiedler, wie zum Beispiel der Borkenkäfer, oft auf nur eine einzige Baumart spezialisiert sein [WSL, 2002].

Die Totholzmenge und dessen Diversität haben einen direkten Einfluss auf den auftretenden Artenreichtum. Viele unterschiedlichen Baumarten, das Mikroklima, die Lage und Exposition des Totholzes sowie eine Varianz im Zersetzungsgrad begünstigen dabei die Artenvielfalt [WSL, 2002]. Nach aktuellen Erkenntnissen sollte zur Erhaltung und Förderung der Biodiversität immer eine Mindestmenge an Totholz in den Wäldern verbleiben: *„Totholz im Wald zu haben ist nach heutigem forst- und naturschutzfachlichem Verständnis ein Zeichen für forstwirtschaftliches Bewirtschaften unserer heimischen Wälder und wird längst nicht mehr mit un gepflegten oder vernachlässigten Waldbeständen in Verbindung gebracht“* [LWH-NRW, 2012]. Totholz kann als ein Kriterium für die Natürlichkeit von Wäldern angesehen werden und ein Entfernen des Totholzes kann gegebenenfalls die Unterbrechung von Ökosystemprozessen bedeuten [BÜTLER, 2005]. Pilze, Flechten und Moose gehören zu den sogenannten Xylobionten, leben auf Totholz und nutzen dieses als Substrat. Für die Erhaltung oder Förderung der Biodiversität könnten die nicht standortheimischen Baumarten einen wichtigen Beitrag leisten. Dazu ist weitere Forschung in diesem Bereich allerdings zwingend notwendig. Daher wurden im Rahmen des Projektes neben der Entwicklung des Deckungsgrades mit Xylobionten auch die Art der Pilze, Flechten und Moose bestimmt und mit der Besiedlung von heimischer Buche und Fichte verglichen (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“).

Xylobionten sind hauptsächlich auf die Strukturmerkmale des Totholzes angewiesen. Bestimmte Xylobionten, vor allem Pilze oder auch Bakterien, benötigen unterschiedliche Substrate, die im Totholz erhalten sind. Gleichzeitig bewirkt eine voranschreitende Zersetzung eine Veränderung der Totholzzusammensetzung, deren Art und Ausmaß auch in der vorliegenden

Arbeit untersucht wird (siehe Kapitel Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen). Die Zusammensetzung von Holz wird im nachstehenden Abschnitt erläutert.

4.2 Zusammensetzung von Holz

Bei Bäumen und Sträuchern wird die Verbindung zwischen Wurzel- und Blattwerk als Holz bezeichnet. Das Leitgewebe bestehend aus Phloem und Xylem übernimmt den Transport von Nährstoffen und Wasser und dient zudem der mechanischen Festigung [ROLOFF, 2012 / LOHMANN & BLOSEN, 2010]. Holz besteht hauptsächlich aus den Gerüstsubstanzen Lignin, Cellulose und Hemicellulose und enthält viele verschiedene akzessorische Bestandteile, wie zum Beispiel die Extraktstoffe und anorganische Substanzen. Baumarten können im Allgemeinen in Laub- und Nadelhölzer unterteilt werden, wobei sich deren Zusammensetzung unterscheidet (siehe Tabelle 1). Auch unterscheiden sich Hölzer der gemäßigten Klimazone hinsichtlich ihrer Zusammensetzung von tropischen Hölzern. Nadelhölzer zählen zu den Gymnospermen (Nacktsamern) und existieren wesentlich länger als Laubbäume. Bei den Nadelhölzern sind als Hauptzelltyp mit 95% die Tracheiden zu finden, die dem Wassertransport und der Festigung dienen. Die Laubhölzer zählen zu den Angiospermen (Bedecktsamern), die Libriform-Fasern zur mechanischen Festigung und Tracheen zum Wassertransport enthalten [LOHMANN & BLOSEN, 2010].

Tabelle 1: Zusammensetzung von Holz

Stoffklasse	Nadelholz [%]	Laubholz [%]
Cellulose	41-51	bis zu 60
Hemicellulose	25-30	27-40
Lignin	25-32	18-25
Extraktstoffe	1-10	1-10
Asche	0,2-0,8	0,2-0,8

Bei tropischen Hölzern treten allgemein höhere Gehalte an Extraktstoffen (2–30%) und Lignin (20-32% bei Laubhölzern) sowie an Asche (1,5-8%) auf [LOHMANN & BLOSEN, 2010]. Abbildung 1 zeigt einen schematischen Aufbau von Holz.

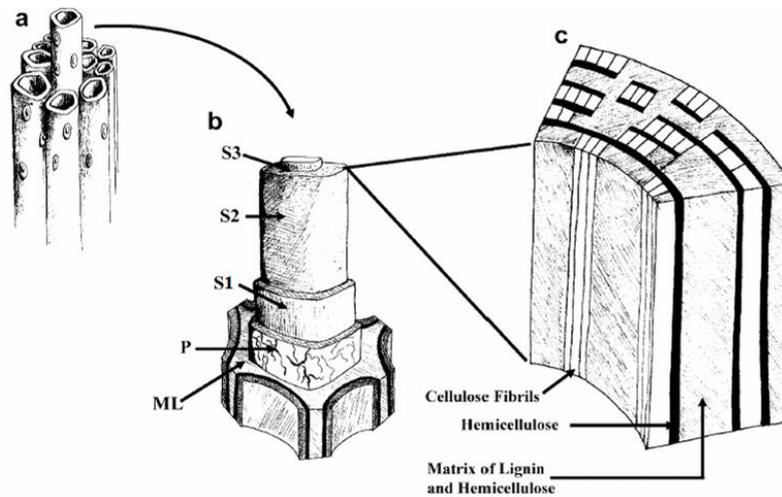


Abbildung 1: Schematischer Aufbau von Holzgewebe [PEREZ, 2002]

Die Zellwände der langen Holzzellen (a) sind in verschiedene Schichten unterteilt. Ganz außen befindet sich die Mittellamelle, gefolgt von der Primärwand und mehreren Sekundärwänden (S1-S3), wobei sich im Zentrum das Lumen (b) befindet. Cellulose-Fasern, die in eine Matrix aus Hemicellulose und Lignin eingebettet sind, bilden die Sekundärwand (c) [PÉREZ, 2002].

Die einzelnen Bestandteile von Holz werden im Folgenden näher beschrieben.

4.2.1 Holzextraktstoffe

Holzextraktstoffe lassen sich mit Lösemitteln, wie zum Beispiel Ethanol oder Hexan, aus Holz lösen [FENGEL & WEGENER, 2003]. Sie bestehen aus einer Vielzahl an Verbindungen, bei denen es sich zumeist um extrazelluläre Bestandteile mit niedrigem Molekulargewicht handelt und welche hauptsächlich im Kernholz enthalten sind [SJÖSTRÖM, 1993]. Sie beeinflussen unter anderem die Farbe und den Geruch des Holzes und haben zum Teil eine insektizide oder fungizide Wirkung. Die Extraktgehalte liegen für Fichtenholz laut Literatur bei 2,5%, für Buche bei 1,5% und im Allgemeinen für Hölzer der gemäßigten Zone bei bis zu 10%. Im Vergleich dazu können bei tropischen Hölzern teilweise Extraktgehalte von bis zu 30% bestimmt werden [LOHMANN & BLOSEN, 2010]. Die Extraktgehalte treten in den einzelnen Holzschichten in unterschiedlichen Konzentrationen auf. So unterscheidet sich zum Beispiel der Gehalt im Splint- und im Kernholz voneinander (siehe Tabelle 2).

Tabelle 2: Ethanol-Extraktgehalte im Splint- und Kernholz [LOHMANN & BLOSEN, 2010]

Baumart	Ethanol-Extraktgehalt im Kernholz [%]	Ethanol-Extraktgehalt im Splintholz [%]
Fichte	2,5	1,5
Rotbuche	1,5	3
Birke	3,5	2,5
Eiche	12	9
Lima	8	4
Pechkiefer	38	4

Die Extraktstoffe umfassen aliphatische und phenolische Verbindungen, Terpene, Zucker und diverse andere Verbindungen und können sowohl als Monomere als auch als Polymere auftreten [ROFFAEL, 2015 / ROWELL, 2005 / EK, 2009]. Grundsätzlich lassen sich die Extraktstoffe in primäre und sekundäre Extraktstoffe einteilen. Die primären Extraktstoffe umfassen Kohlenhydrate, Fette und Aminosäuren und kommen in allen Hölzern vor, während die sekundären Extraktstoffe nur in bestimmten Holzarten auftreten [ROFFAEL, 2015]. Das Triterpen Betulin zum Beispiel gilt als ein charakteristischer Bestandteil von Birkenrinde [FUCHINO, 1996]. Zudem lassen sich die Extraktstoffe nach der Art der jeweiligen Substanzklasse oder den zur Extraktion verwendeten Lösemitteln einordnen. Die Extraktstoffe üben einen maßgeblichen Einfluss auf die Beschaffenheit des Holzes aus und tragen stellenweise zur Dauerhaftigkeit des Holzes mit bei. Neben diesen wirken die verschiedenen Arten von Extraktstoffen zur Aufrechterhaltung der biologischen Funktionen des Baumes mit. So werden Fettbestandteile durch die Holzzellen als Energiequelle genutzt, während phenolische Substanzen, Harzsäuren und einige Terpenoide das Holz vor einem Befall durch Mikroorganismen und Insekten schützen. Die nicht-strukturgebenden Kohlenhydrate, wie verschiedene Zuckeralkohole, Monosaccharide, Disaccharide und diverse Polysaccharide, dienen hauptsächlich als Reservestoffe und spielen außerdem eine wichtige Rolle im Kohlenstoffkreislauf. Die Zusammensetzung der Bestandteile variiert durch jahreszeitliche Einflüsse wie Temperatur und einfallende Lichtmenge und durch den allgemeinen Zustand der Bäume [RAESSLER, 2010]. Extraktstoffe wie Fette und Fettsäuren sowie die verschiedenen Sterole, Sterylester, Terpenoide und Wachse fallen unter die lipophilen Bestandteile. In Tabelle 3 ist eine Einteilung der Extraktstoffe und in Tabelle 4 eine Einteilung der lipophilen Bestandteile aufgeführt:

Tabelle 3: Einteilung der Holzextraktstoffe [STENIUS, 2000]

Aliphatische und alicyclische Verbindungen	- Terpene und Terpenoide einschließlich Harzsäuren und Steroide - Ester der Fettsäuren (Fette und Wachse) - Fettsäuren und Alkohole - Alkane
Phenolische Verbindungen	- Einfache Phenole - Stilbene - Lignane - Isoflavone - Kondensierte Tannine - Flavonoide - Hydrolysierbare Tannine
Andere Verbindungen	- Zucker - Cyclitole/Zuckeralkohole - Tropolone - Aminosäuren - Alkaloide - Coumarine - Chinone

Tabelle 4: Lipophile Holzextraktstoffe [EK, 2009]

Stoffklasse	Substanzen
Fettsäuren	Laurinsäure, Myristinsäure, Palmitinsäure, Stearinsäure, Anteisoheptadecansäure, Arachinsäure, Behensäure, Lignocerinsäure, Cerotinsäure, Ölsäure, Linolsäure, Linolensäure, Pinolensäure
Mono-, Sesqui-, Diterpene	α -Pinen, β -Pinen, Limonen, Longifolen, Abienol, Pinifolsäure
Harzsäuren	Abietinsäure, Levopimarsäure, Dehydroabietinsäure, Pimarsäure, Isopimarsäure
Sterole und Triterpene	Sitosterol, Campesterol, Cholesterol, Squalen
Phenolische Verbindungen	Pinoresinol, Pinosylvin, Catechin, Gallussäure, Ellagsäure

Eine Bestimmung der Extraktstoffe wurde in der vorliegenden Arbeit durchgeführt. Die Holzproben ausgewählter Abteilungen wurden auf ihren Extraktgehalt und die Zusammensetzung der Extrakte hin untersucht und mit den heimischen Baumarten verglichen. Die fortschreitende Zersetzung und eine damit verbundene Änderung der Holzzusammensetzung hat Auswirkun-

gen auf den Extraktgehalt und die Verteilung sowie Art der Extraktstoffe. Für die Untersuchungen wurden die Extraktstoffe angelehnt an die Literatur [EK, 2009 / STENIUS, 2000 / WINTER, 2009 / SJÖSTRÖM, 1999] eingeteilt und die Entwicklung des Extraktgehaltes sowie der Extraktstoffe über den Untersuchungszeitraum von 2015 bis 2017 beobachtet. Die Ergebnisse der Untersuchungen sind in dem Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“ aufgeführt. Einen größeren Anteil im Holz als die Extraktstoffe machen die Gerüstsubstanzen Cellulose, Hemicellulose und Lignin aus. Diese werden im Folgenden beschrieben.

4.2.2 Gerüstsubstanzen

Die Form und Struktur von Holz wird fast ausschließlich durch die sogenannten Gerüstsubstanzen Lignin, Cellulose und Hemicellulose gebildet. Diese Strukturelemente machen zusammen den Hauptbestandteil von Holz aus und bleiben auch nach dem Absterben eines Baumes teilweise noch lange erhalten. Die strukturgebenden Elemente sind somit auch direkt für die Habitatfunktion des Totholzes für diverse Xylobionten verantwortlich. Dennoch können die Gerüstsubstanzen verschiedenen Zersetzungsprozessen unterliegen, welche im Abschnitt „Zersetzung von Holz“ beschrieben werden. Durch die Zersetzung werden die Strukturelemente zwar aufgelöst, es werden dabei aber Abbauprodukte gebildet, welche als Nahrungsgrundlage für verschiedene Organismen dienen können. Die Abbauprodukte können sich aber auch im Holz anreichern und lassen sich extrahieren, wobei diese dann auch zu den bereits beschriebenen Holzextraktstoffen gezählt werden. Eine Untersuchung der Extraktstoffe kann also mitunter einen Aufschluss über die Zersetzung der Gerüstsubstanzen und die dadurch freigesetzten Verbindungen geben. Entsprechende Ergebnisse für die untersuchten Baumarten sind im Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“ aufgeführt. Das Verhältnis der Gerüstsubstanzen zueinander wurde zudem für die Laubbaumart *Betula maximowicziana* und die Nadelholzarten *Abies procera* und *Metasequoia glyptostroboides* im Kapitel „Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen“ bestimmt. Die einzelnen Gerüstsubstanzen werden nachstehend genauer beschrieben:

4.2.3 Cellulose

Cellulose stellt den Hauptbestandteil in pflanzlichen Zellwänden und besteht aus D-Glucose-Molekülen. Zwei dieser D-Glucose-Moleküle bilden über eine β -1,4-glycosidische Verbindung das Disaccharid Cellobiose. Aus mehreren verknüpften Cellobiose-Einheiten bildet sich ein unverzweigtes Polymer mit 2000 bis 25000 Glucose-Einheiten. Die Anordnung erfolgt in Form einer geraden Kette, da jede Glucose-Einheit gegenüber der nächsten um 180° gedreht ist. Über Wasserstoffbrückenbindungen und van-der-Waals-Kräfte lagern sich bis zu 36 dieser Celluloseketten zu einer wasserundurchlässigen Mikrofibrille zusammen. Durch Osmose aufgenommenes Wasser drückt die Plasmamembran gegen die Zellwand, wodurch die Zellen ihre mechanische Stabilität erlangen. Die Mikrofibrillen sind relativ stabil gegenüber biologischen und chemischen Prozessen und weisen zudem eine hohe Reißfestigkeit auf [PÉREZ, 2002 / HELDT, 2015 / SÁNCHEZ, 2009]. Abbildung 2 zeigt einen Ausschnitt aus einer Cellulose-Kette:

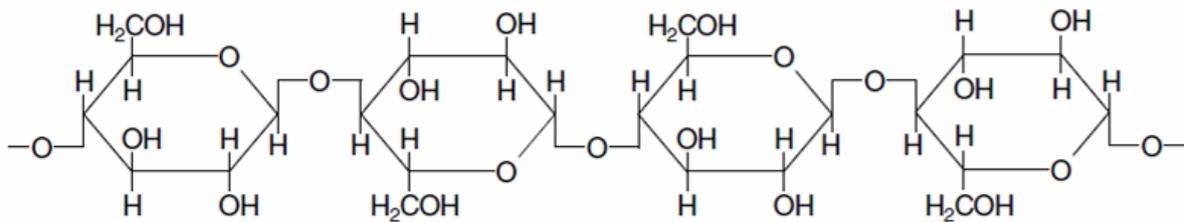


Abbildung 2: Ausschnitt aus einer Cellulose-Kette [HELDT, 2015]

Schätzungsweise liegt rund die Hälfte des gesamten organisch gebundenen Kohlenstoffs in Form von Cellulose vor [HELDT, 2015]. Neben der kristallinen Cellulose mit einer geordneten Struktur gibt es auch wenige ungeordnete Cellulose-Ketten, die als amorph bezeichnet werden und biologisch schneller abgebaut werden. Der Abbau von Cellulose erfolgt hauptsächlich durch Eubacteria und Pilze. Bei aeroben Bedingungen entstehen in Folge des Abbaus Kohlenstoffdioxid und Wasser, während unter anaeroben Bedingungen noch zusätzlich Methan gebildet wird. Verschiedene Enzyme, die auch als Cellulasen bezeichnet werden, spalten die β -1,4-glycosidischen Bindungen und bauen so die Cellulose ab. Dabei wird zwischen Endogluconasen, die die Bindungen innerhalb eines Moleküls und Cellobiohydrolasen, die vom Kettenende

her spalten, unterschieden. β -Glucosidasen spalten Cellobiose-Einheiten in zwei Glucose-Einheiten [PÉREZ, 2002 / SÁNCHEZ, 2009]. Bei manchen Formen der sogenannten Weißfäule, die in Abschnitt „Zersetzung von Totholz“ beschrieben werden, werden andere Bestandteile des Holzes zersetzt, wobei die Cellulose vorerst teilweise erhalten bleibt. Durch die weiße Farbe der Cellulose erhält das verrottende Holz eine weiße Farbe und die Weißfäule daher ihren Namen [SCHMIDT, 1994 / HUDSON, 1986].

4.2.4 Hemicellulose

Bei Hemicellulose handelt es sich um eine Gruppe von Polysacchariden, die sich definitionsgemäß mit Alkalilaugen extrahieren lassen. Die verzweigten Moleküle enthalten D- Glucose, aber auch D-Xylose, D-Mannose, D-Galactose, L-Arabinose und D-Fucose sowie D-Galacturon-, D-Glucuron- und 4-O-methyl-Glucuronsäure [PÉREZ, 2002 / HELDT, 2015]. Eine mögliche Struktur ist in Abbildung 3 dargestellt:

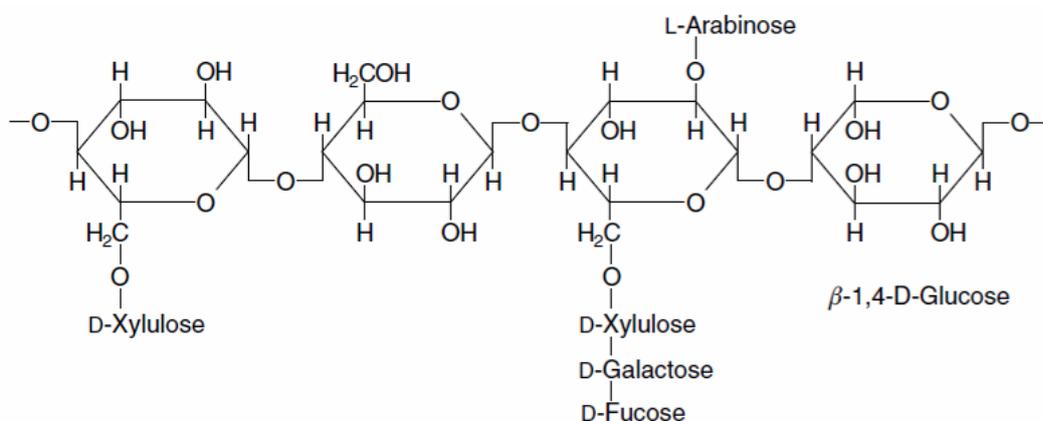


Abbildung 3: Strukturvorschlag einer Hemicellulose [HELDT, 2015]

Das Grundgerüst der Hemicellulose bilden β -1,4-verknüpfte Glucose-Einheiten, an die andere Zucker und Zuckerketten gebunden sind [HELDT, 2015]. Neben einer β -1,4-glycosidischen Verknüpfung treten bei Hemicellulosen zudem auch β -1,3-glycosidische Bindungen auf. Hemicellulosen sind im Gegenteil zu Cellulose leicht hydrolysierbar [PÉREZ, 2002]. Ein kompletter Abbau von Hemicellulose geschieht unter der Einwirkung von verschiedenen Enzymen,

welche zum einen Bestandteile der Seitenkette und zum anderen die Hauptkette spalten. Dabei entstehen monomere Zucker und Essigsäure [SÁNCHEZ, 2009].

4.2.5 Lignin

Lignin ist nach der Cellulose der zweithäufigste Naturstoff der Erde [HELDT, 2015]. Es wird durch dehydrierende Polymerisation aus drei Phenylpropanderivaten gebildet (siehe Abbildung 4 bis Abbildung 6).

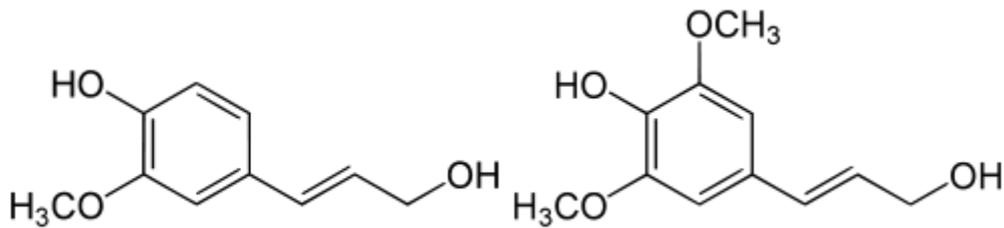


Abbildung 4: Coniferylalcohol

Abbildung 5: Sinapylalcohol

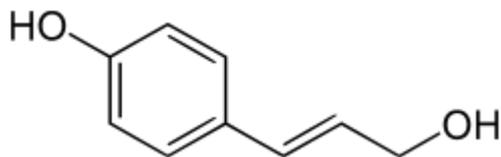


Abbildung 6: p-Cumarylalcohol

Aus diesen drei Bausteinen werden die Guajacyl-, Syringyl- und p-Hydroxyphenyl-Untereinheiten des Ligninmoleküls gebildet [DASHTBAN, 2010]. Das durch C-C- und Aryl-Ether-Bindungen gebildete polyphenolische Makromolekül bildet ein dreidimensionales Polymer mit einem unregelmäßigen Aufbau. Eine vollständige Aufklärung der gesamten Struktur konnte daher bis heute nicht erfolgen. Allerdings gibt es verschiedene Modellvorstellungen, die von der jeweiligen Holzart abhängen [LIN, 2011 / BEHR, 2010]. In Abbildung 7 ist ein mögliches Strukturmodell dargestellt:

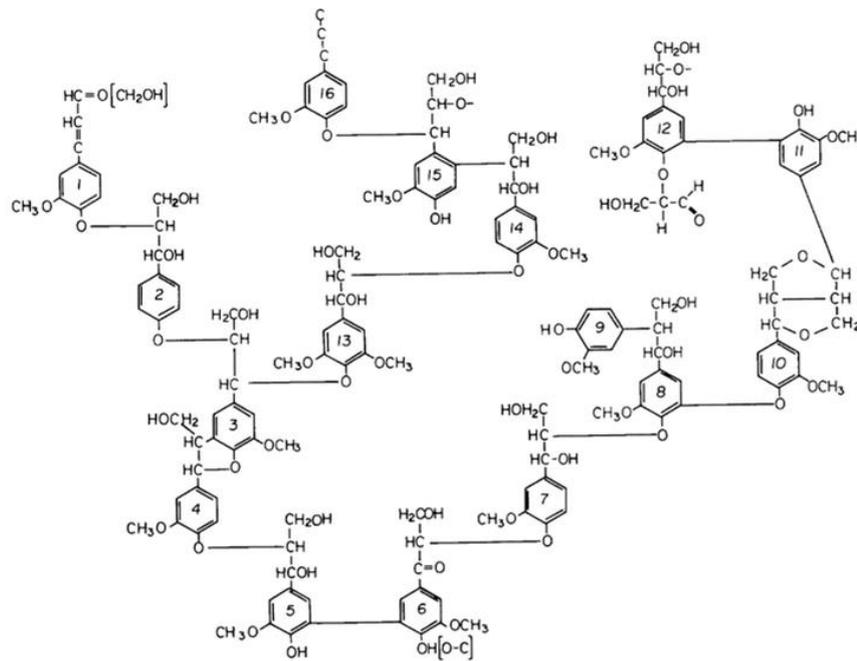


Abbildung 7: Strukturmodell von Lignin aus Fichtenholz [LIN, 2011]

Lignin aus Nadelholz besteht zu etwa 95% aus Coniferylalkohol und der Rest hauptsächlich aus p-Cumarylalkohol, wobei Sinapylalkohol nur in Spuren vorhanden ist. Es wird auch als Guajacyl-Lignin bezeichnet. Lignin aus Laubholz wird hingegen auch als Guajacyl-Syringil-Lignin bezeichnet und besteht aus Sinapyl- und Coniferylalkohol [LIN, 2011]. Lignin kann mit Hemicellulose über die Zucker Xylose, Arabinose und Galactose verknüpft sein. Durch eine Verknüpfung des Lignins mit Hemicellulose und Cellulose wird dieses in die pflanzliche Zellwand eingelagert und führt so zu einer Verholzung (Lignifizierung). Alle drei Bestandteile zusammengenommen werden als Lignocellulose bezeichnet. Lignin ist gegenüber einer chemischen Zersetzung relativ resistent [LIN, 2011, MARTINEZ, 2005 / BONNER, 1965], kann aber durch einige von Pilzen gebildete Enzyme abgebaut werden. So können zum Beispiel Weißfäuleerreger Lignin abbauen. Die Laccase oxidiert phenolische Anteile des Lignins, wobei sich Radikale bilden. Die Ligninperoxidase oxidiert über einen ähnlichen Mechanismus sowohl phenolische als auch nicht phenolische Teile. Durch die Manganperoxidase erfolgt eine Einlagerung von Mn^{3+} -Ionen und somit eine Oxidation des Lignins. Neben diesen Enzymen sind zudem die Versatile Peroxidase, Chinonreduktasen, Dehydrogenasen und Wasserstoffperoxid-bildende Oxidasen am Ligninabbau beteiligt [DASHTBAN, 2010 / MARTINEZ, 2005 / GOODELL, 2008]. Der Ligninabbau durch Weißfäule ist in Abbildung 8 dargestellt. Anders

als bei der Weißfäule wird bei der Braunfäule zuerst Cellulose abgebaut, wobei Lignin zurückbleibt. Durch die braune Farbe des Lignins wird das Holz somit dunkler [SCHMIDT, 1994 / HUDSON, 1986 / XU, 2001].

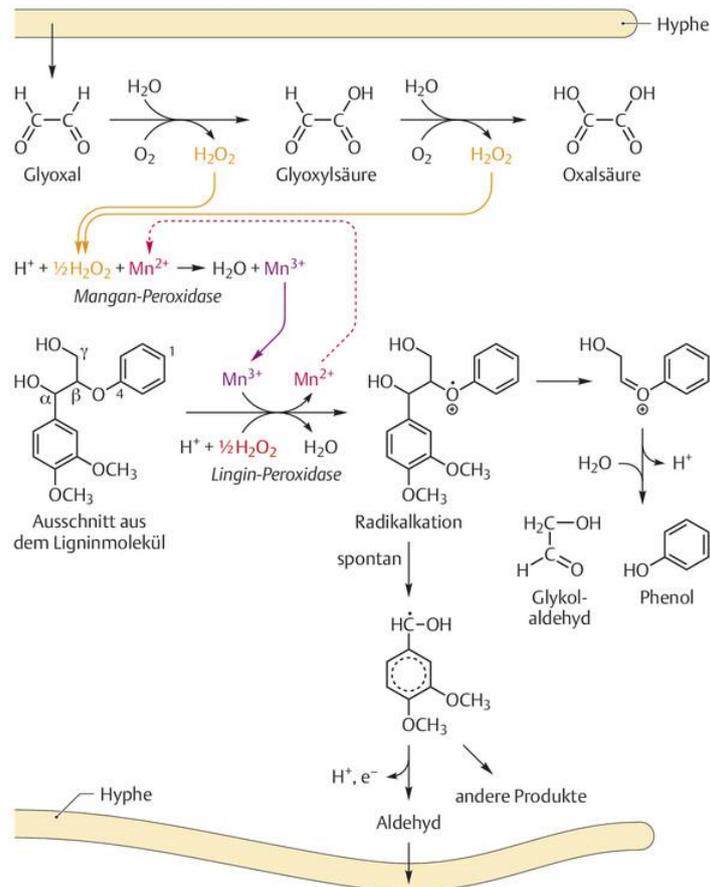


Abbildung 8: Möglicher Weg des Ligninabbaus durch einen Weißfäulepilz [FUCHS, 2014]

Wie auch das Totholz selbst unterliegen die Gerüstsubstanzen diversen Zersetzungsprozessen, die, je nach Art der Zersetzung und der betroffenen Gerüstsubstanz, unterschiedlich ausfallen können. Die unterschiedlichen Formen der Zersetzung üben im Laufe der Zeit einen großen Einfluss auf das Totholz aus, welcher sich in Unterschieden in der Struktur, Farbe und der chemischen Zusammensetzung niederschlägt. Eine Bestimmung der Verhältnisse der Gerüstsubstanzen im Kapitel „Untersuchungen zu Gerüstsubstanzen“ soll dabei helfen, die bei den nicht standortheimischen Baumarten ablaufenden Zersetzungsprozesse besser verstehen, charakterisieren und mit heimischen Baumarten vergleichen zu können. Die häufigsten Formen der Holzzerersetzung werden im Folgenden aufgeführt.

4.3 Zersetzung von Totholz

4.3.1 Abbau durch Pilze

Ein Abbau von Totholz kann unter anderem durch verschiedene Pilze erfolgen, wobei maßgeblich eine Zersetzung des Holzes zu Kohlenstoffdioxid und Wasser erfolgt [SCHMIDT, 1994]. Pilze besiedeln das Holz entlang der Holzstrahlen und verbreiten sich mittels Hyphen durch das Längsgewebe. Die Hyphen sind von einer eiweiß- und kohlenhydrathaltigen Schicht überzogen und geben holzzersetzende Enzyme ab [SCHMIDT, 1994 / DASHTBAN, 2010]. Die verschiedenen holzzersetzenden Pilze haben teilweise unterschiedliche Auswirkungen auf das Holz. Je nach Erscheinungsform der Holzersetzung wird in Braun-, Weiß- und Moderfäule unterschieden.

4.3.2 Braunfäule

Bei der Braunfäule bauen unterschiedliche Arten von Pilzen Cellulose und Hemicellulose ab, wobei Lignin zurückbleibt. Bei einer fortgeschrittenen Zersetzung hat das Holz daher eine braune Farbe, woher der Name rührt. Das Lignin wird bei der Braunfäule in der Regel nicht zersetzt, kann aber durch verschiedene Demethylierungs- und Demethoxylierungsreaktionen modifiziert werden. Ist das Holz schon sehr stark zersetzt, kann es zwischen den Fingern zu einem braunen Pulver zerrieben werden. Die Braunfäule tritt bevorzugt bei Nadelhölzern auf [SCHMIDT, 1994 / HUDSON, 1986 / XU, 2001]. Die Verteilung der Braunfäule ist gegenüber der selteneren Braunlochfäule meist gleichmäßig über das Totholz verteilt. Die Hyphen werden hauptsächlich an der Tertiärwand gebildet, während aber vor allem ein Abbau der Sekundärwand erfolgt (Vergleich Abbildung 1). Da die kohlenhydratzersetzenden Enzyme aber zunächst dorthin gelangen müssen, geht man davon aus, dass in einer vor-cellulotischen Phase bestimmte Agentien die Diffusion der Enzyme in die Sekundärwand ermöglichen. Durch Braunfäuleprozesse kommt es in kurzer Zeit zu einer deutlichen Abnahme der Druckfestigkeit des Holzes, sodass dieser Fäuletyp auch unter anderem als Destruktionsfäule bezeichnet wird. Bei der Trocknung des Holzes entstehen Längs- und Querrisse [SCHMIDT, 1994 / XU, 2001].

4.3.3 Weißfäule

Bei dem sogenannten Weißfäuleprozess werden im Totholz sowohl Lignin als auch Cellulose und Hemicellulose abgebaut, wobei hauptsächlich Laubhölzer betroffen sind. Es gibt aber auch wichtige Weißfäuleerreger, die nur im Nadelholz vorkommen [SCHMIDT, 1994]. Die Weißfäule lässt sich in die Simultanfäule und die sukzessive Weißfäule unterteilen.

Bei der Simultanfäule, auch Korrosionsfäule genannt, kommt es zu einem gleichermaßen schnellen Abbau von Lignin, Cellulose sowie Hemicellulose. Die Hyphen wachsen an der Tertiärwand und geben Enzyme in die Umgebung ab. Bei der sukzessiven Weißfäule kommt es zu einem schnelleren Abbau von Lignin, sodass es zu einer relativen Anreicherung von Cellulose kommt und das Holz so heller erscheint. In einigen Bereichen, die noch von gesundem Gewebe umgeben sind, kann es zu einem Abbau von Lignin und Hemicellulose in der Sekundärwand kommen, während die Cellulose nicht abgebaut wird. Ein solcher Vorgang wird auch als Weißlochfäule bezeichnet. Bei verschiedenen Weißfäulepilzen kommt es an der Tertiärwand und den Hyphen zu einer Bildung von schwarzen Flecken durch Mangandioxid-Einlagerung. Diese Einlagerungen stehen vermutlich in Zusammenhang mit der am Ligninabbau beteiligten Mangan-Peroxidase [SCHMIDT, 1994 / HUDSON, 1986].

4.3.4 Moderfäule

Bei der Moderfäule durchdringen bestimmte Pilze mittels Perforationshyphen die Tertiärwand und wachsen im Anschluss in die Sekundärwand. Dort erfolgt ein Abbau von Cellulose und Hemicellulose durch Enzyme, während das Lignin nicht zersetzt, aber demethyliert werden kann [SCHMIDT, 1994 / XU, 2001]. Die Primär- und Tertiärwand haben einen hohen Anteil an Lignin, sodass diese gegenüber der Moderfäule länger resistent sind. So ist beim Auftreten von Moderfäule äußerlich zunächst keine Zersetzung des Holzes auszumachen. Die Moderfäule breitet sich von außen bis zur Holzmitte aus, wobei bei trockenem Holz Risse entstehen und es zu einem Würfelbruch kommt. Die Oberfläche des Holzes wirkt dann holzkohleartig. Bei feuchtem Holz färbt sich das Holz dunkel und wird modrig-weich, wodurch die Moderfäule ihren Namen trägt [SCHMIDT, 1994].

Die unterschiedlichen Formen der Zersetzung wurden in dieser Arbeit für die nicht standortheimischen Baumarten untersucht, wobei immer ein Vergleich zu heimischen Baumarten erfolgte. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen werden im nachfolgenden Ergebnisteil aufgeführt.

5 Ergebnisteil

5.1 Versuchsaufbau

Vom Absterben eines Baumes bis zur vollständigen Zersetzung des Totholzes vergeht eine lange Zeit, sodass der relativ kurze Untersuchungszeitraum einer Promotion diesen Vorgang nicht vollständig umfassen kann. Der Versuchsaufbau ist daher von entscheidender Bedeutung, um möglichst viele Einflüsse und Prozesse abzubilden und einen Vergleich zu heimischen Baumarten vorzunehmen. Zudem soll der in dieser Arbeit entwickelte Aufbau die Anwendung bei zukünftigen Untersuchungen und Projekten ermöglichen.

Wesentliche Bedeutung kommt der Auswahl von geeigneten Stammstücken und Abteilungen zu, da verschiedene Umwelteinflüsse und Zersetzungsstadien Berücksichtigung finden müssen. Eine Vergleichbarkeit der verschiedenen Standorte und Stammstücke muss gegeben sein, aber es muss auch eine gewisse Varianz bei den untersuchten Parametern bestehen. Nach der Auswahl geeigneter Abteilungen wurden zudem einige ausgewählt, in die Stammstücke von heimischen Baumarten gelegt wurden, um gleiche Bedingungen für die Zersetzung zu schaffen. Ein direkter Vergleich zu heimischen Baumarten stellt den wichtigsten Teil dieser Arbeit dar und soll zur Klärung der Frage beitragen, ob die nicht standortheimischen Baumarten in den heimischen Wald eingegliedert werden können.

Durch jährliche Begehungen wurde der Verlauf der Zersetzung anhand anerkannter forstwissenschaftlicher Methoden dokumentiert. Die hierbei bestimmten Parameter dienen unter Berücksichtigung des Alters der Stammstücke und den gegebenen Umwelteinflüssen dem Vergleich der Zersetzungsdynamik der verschiedenen heimischen sowie nicht heimischen Baumarten untereinander.

Bei den Begehungen erfolgte auch eine Charakterisierung der auf dem Totholz anzutreffenden Xylobionten (Pilze, Moose, Flechten). Diese sind von eminenter Wichtigkeit für das Waldöko-

system und für die Erhaltung der Artenvielfalt, sodass auch das Totholz von nicht standortheimischen Baumarten als Habitat für Xylobionten nutzbar sein muss. Die anzutreffende Artenvielfalt sollte ähnlich hoch oder idealerweise sogar höher als bei heimischen Baumarten sein. Nur wenn das Totholz einen Beitrag zur Erhaltung der Artenvielfalt und Biodiversität leisten kann, lässt sich eine Integration in die hiesige Waldgemeinschaft vertreten. Der Verlauf der Zersetzung sowie die nachgewiesenen Xylobionten werden im Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“ aufgeführt.

Bei der Zersetzung von Holz werden verschiedene Verbindungen freigesetzt, welche schon im lebenden Baum oder erst bei der Zersetzung, zum Beispiel von den Gerüstsubstanzen, gebildet werden. Durch die Entnahme von Holzproben und anschließender chemischer Analyse wurde die Art und Menge der Verbindungen identifiziert und mit der Zusammensetzung von heimischen Baumarten verglichen. Die Ergebnisse der Untersuchungen sind in den Kapiteln „Chemische Analyse der Holzextraktstoffe“ und „Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen“ dargestellt. Die freigesetzten Substanzen gelangen über verschiedene Wege auch in die Umgebung, insbesondere in die Waldböden und es besteht die Möglichkeit einer maßgebenden Beeinflussung des Ökosystems [RATIA, 2013/ BŁOŃSKA, 2017]. Daher wurden zusätzlich auch Waldbodenproben untersucht, um den Eintrag von Zersetzungsprodukten und eine eventuelle Beeinflussung der Böden nachzuweisen. Die chemische Zusammensetzung der Abbauprodukte und der Einfluss auf die Waldböden darf dabei nicht stark im Vergleich zu heimischen Baumarten abweichen. Die Ergebnisse dieser Untersuchungen sind im Kapitel „Chemische Analysen der Bodenproben“ ersichtlich.

Neben einem Vergleich mit heimischen Baumarten tragen die hier ermittelten Daten zu einem besseren Verständnis der Totholzzersetzung bei und können die Grundlage für Modelle bilden, die die ablaufenden Prozesse beschreiben. Um die Zusammenhänge der einzelnen Parameter abzubilden wurde mit einem Großteil der Daten eine Hauptkomponentenanalyse (Principal Component Analysis, kurz: PCA;) durchgeführt, welche in Diagramm 1 dargestellt ist.

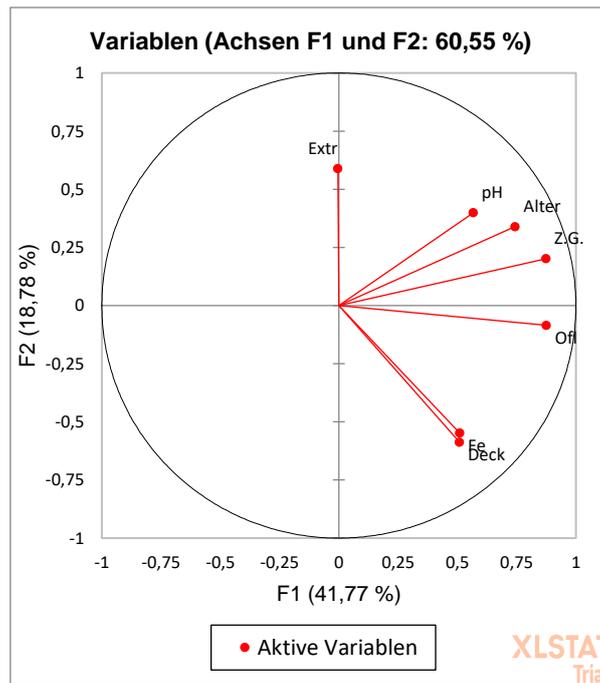


Diagramm 1: Hauptkomponentenanalyse

Mit: Extr: Extraktgehalt, pH: Boden pH-Wert, Alter: Alter der Stammstücke, ZG: Zersetzungsgrad, Ofi: Oberflächenbeschaffenheit, Fe: Holzfeuchtigkeit, Deck: Deckungsgrad

Eindeutige Korrelationen zwischen verschiedenen Parametern ließen sich nicht deutlich herausstellen, da nur insgesamt ca. 60 % der Gesamtvarianz der Variablen mit diesem Modell beschrieben werden können. Dies liegt auch darin begründet, dass keine Versuche unter Laborbedingungen, sondern nur in der natürlichen Umgebung durchgeführt wurden. Alle komplexen Abläufe innerhalb des gegebenen Zeitraumes zu betrachten ist nicht möglich, zudem verlaufen die biologischen Prozesse höchst wahrscheinlich nicht linear. Dennoch konnten Anzeichen für Zusammenhänge verschiedener Parameter, z.B. Feuchtigkeit und Deckungsgrad sowie zwischen Boden pH-Wert, Alter der Stammstücke und deren Zersetzungsgrad hergeleitet werden. In der Literatur (Vergleich BłOŃSKA, 2017) wurden bereits ähnliche Hauptkomponentenanalysenmodelle für die Erklärung biologischer Systeme herangezogen. Die Hauptkomponentenanalyse bietet also einen ersten Hinweis darauf, welche Zusammenhänge zwischen den einzelnen bestimmten Parametern bestehen können. In den einzelnen Kapiteln, die den Versuchsaufbau beschreiben, werden die Zusammenhänge zwischen den einzelnen Parametern näher betrachtet, um die Modelle der Totholzzersetzung zu prüfen. Der Versuchsaufbau wird in den

nachfolgenden Kapiteln beispielhaft für die Laubbaumart *Betula maximowicziana* (Lindeblättrige Birke) dargestellt. Anschließend erfolgt in jedem Abschnitt eine Gegenüberstellung aller Baumarten und eine Diskussion der Totholzzersetzungsmodelle anhand der ermittelten Daten.

5.2 Untersuchungsabteilungen und untersuchte Baumarten

Im Rahmen dieser Arbeit wurden insgesamt sieben Baumarten mit Ursprung Nordamerika und Ost-Asien untersucht. Dabei handelte es sich um fünf Nadelbaum- und zwei Laubbaumarten. Die Herkunft aus weit entfernten Gebieten, die sich klimatisch von dem unseren unterscheiden, macht diese Baumarten zu idealen Kandidaten für den Aufbau klimaplastischer Wälder. Als heimische Vergleichsbäume wurden Stammstücke der heimischen Buche (*Fagus sylvatica*) und der heimischen Fichte (*Picea abies*) in die entsprechenden Untersuchungsabteilungen gelegt und mit untersucht. Eine genaue Beschreibung der einzelnen Baumarten und Abteilungen ist im elektronischen Anhang aufgeführt.

Insgesamt wurden elf Abteilungen im Wuppertaler Staatswald Burgholz für die Untersuchungen ausgewählt. Wie in der Einleitung beschrieben, stellt das Burgholz ein ideales Versuchsareal für die hier durchgeführten Untersuchungen dar. Der langjährige Anbau und die direkte Nähe zu heimischen Baumarten hilft bei der Auswahl geeigneter Untersuchungsabteilungen. Diese wurden so ausgewählt, dass möglichst viele Umwelteinflüsse mit einbezogen wurden und durch die relative Nähe zueinander direkte Vergleiche angestellt werden konnten.

Es wurden je zwei Abteilungen mit Totholzstammstücken von *Betula maximowicziana* (Lindeblättrige Birke) und *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum) sowie drei Abteilungen mit *Abies procera* (Pazifische Edeltanne) untersucht und für die Baumarten *Abies grandis* (Küstentanne), *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne) sowie *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum) jeweils eine Abteilung mit der entsprechenden Baumart. Die Abteilungen sind nahezu vollständig von anderen Waldflächen umgeben, aber grenzen teilweise auch an das Klärwerk Buchenhofen und die Landstraße L74. Die zu untersuchenden Stammstücke beziehungsweise Stämme wurden nach erfolgten waldbaulichen Maßnahmen oder Schmuckgrünentnahmen seitens der Universität Göttingen zu dendrologischen Untersuchungen zurückgelassen. Die Auswahl des für diese Arbeit wichtigen Probenmaterials erfolgte im Rahmen einer Masterthesis maßgeblich durch A. Schick und A. Y. Schmitt im Jahr 2014 [SCHMITT & SCHICK, 2015]. Mit dem Beginn der vorliegenden Arbeit

im Jahr 2015 wurden allerdings drei der vorher untersuchten Abteilungen nicht mehr berücksichtigt, aber dafür die Baumart *Thuja plicata* in der Abteilung 417 C1 zusätzlich untersucht. Zudem wurde 2016 für eine bessere Vergleichbarkeit zu heimischen Bauarten Totholz von heimischer Buche und Fichte in ausgewählte Abteilungen gelegt und mit untersucht. In Tabelle 5 sind alle untersuchten Abteilungen und die Anzahl der jeweils untersuchten Stammstücke beziehungsweise Stämme aufgeführt. Soweit möglich wurden in den Abteilungen die Stammstücke so ausgewählt, dass diese unterschiedlich starker Sonneneinstrahlung ausgesetzt waren und auch unterschiedlich stark exponiert gegenüber Regen lagen. Zudem wurde versucht, direkt zu Beginn der Untersuchungen unterschiedlich starke Grade der Zersetzung und Unterschiede im Alter des Totholzes mit einzubeziehen. Die große Varianz an Umwelteinflüssen und Zersetzungsstadien trägt dazu bei, die unterschiedlichen Bedingungen zu berücksichtigen und trotz des relativ geringen Untersuchungszeitraumes die angenommenen Modelle der Totholzzersetzung zu prüfen. Die Art des Versuchsaufbaus soll auch die Möglichkeit geben, einen direkten Vergleich mit den heimischen Baumarten auch anhand von Literaturdaten zu erlauben.

Tabelle 5: Untersuchte Baumarten und Abteilungen

Baumart	Abteilung	Abteilungsgröße [ha]	Lage / Eigenschaft der Stammstücke	Anzahl der Baumstämme/Stammstücke	Jahr der Fällung
<i>Abies grandis</i> Küstentanne	416 D1	0,47	Schattig, feucht	2	2015
<i>Abies procera</i> Pazifische Edeltanne	409 E1	0,90	Schattig bis hell, trocken bis feucht	10 3 Fichte, 3 Buche	2008/2009
	409 P1	1,40	Schattig bis halbschattig, trocken bis feucht	5	2008/2009
	436 G1	3,11	Schattig bis halbschattig, feucht	5	2013
<i>Acer rubrum</i> Rot-Ahorn	432 H	0,45	Schattig bis halbschattig, feucht	9	2013
<i>Betula maximowicziana</i> Lindenblättrige Birke	408 N2	3,00	Überwiegend Schattig, trocken bis feucht	12 3 Fichte, 3 Buche	1984, 2002
	435 G1	0,55	Halbschattig bis hell, überwiegend trocken	9	2013
<i>Cryptomeria japonica</i> Japanische Sichelanne	435 E	2,51	Halbschattig bis hell, feucht	6	2013
<i>Metasequoia glyptostroboides</i> Urweltmammutbaum	423 E1	-	Halbschattig bis hell, überwiegend feucht	6	2013
	434 J	1,40		10 3 Fichte, 3 Buche	-
<i>Thuja plicata</i> Riesenlebensbaum	417 C1	1,25	Schattig, trocken bis feucht	7 3 Fichte, 3 Buche	2014

Die GPS-Daten sowie die Messwerte der Länge und des Durchmessers sind für die einzelnen Stammstücke im Anhang aufgeführt.

Die an den einzelnen Stammstücken beobachteten Zersetzungsprozesse sowie das Auftreten von Xylobionten werden im nachstehenden Kapitel beschrieben. Zunächst erfolgt eine Beschreibung der durchgeführten Methoden am Beispiel von *Betula maximowicziana* und anschließend eine Gegenüberstellung aller untersuchter Baumarten.

5.3 Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen

Um die Art und Dynamik der Totholzzersetzung einzuschätzen, sind in-Vivo Untersuchungen an den Stammstücken unerlässlich. Hier werden die für Totholzuntersuchungen typischen Methoden zugrunde gelegt:

- Zersetzungsgrad
- Oberflächenbeschaffenheit
- Holzfeuchte
- Deckungsgrad
- Anzahl und Art der Xylobionten
- Art der Zersetzung (z.B. Braun-, Weißfäule)

In allen Abteilungen erfolgten dazu an allen Stammstücken optische und haptische Untersuchungen, welche einen ersten Eindruck über die Holzzersetzungs-dynamik geben. Zwei wichtige Parameter sind der Zersetzungsgrad [WOZNIEWSKI, 2009 / ALBRECHT, 1990 / WINTER, 2005] und die Oberflächenbeschaffenheit [SUANJAK, 2008]. Der Zersetzungsgrad gibt Aufschluss darüber, wie sich die Form und Konsistenz des Holzes in Folge der Zersetzung verändern und die Oberflächenbeschaffenheit beschreibt, inwieweit die Oberfläche des Stammstücks intakt oder bereits aufgelöst ist. Als weitere Parameter werden direkt an den Stammstücken die Holzfeuchte [WOZNIEWSKI, 2009] und der Deckungsgrad [BRAUN-BLANQUET, 1964] bestimmt. Der Deckungsgrad gibt eine quantitative Einschätzung darüber, wieviel Fläche eines Stammstücks mit Xylobionten bewachsen ist, was für eine Aussage darüber, in welcher

Art die nicht standortheimischen Baumarten einen Lebensraum für verschiedene Arten bieten können, wichtig ist. Die Holzfeuchte hat hierauf einen maßgeblichen Einfluss, da der Bewuchs mit Xylobionten stark mit dieser korreliert.

Die Bestimmung der Parameter unterliegt zwar einer subjektiven Einschätzung, ist aber dennoch vergleichbar und wird allgemein angewendet [OEHMICHEN, 2007 / LORENZ, 2005]. Neben einer Aussage über die Dynamik und die Art der Zersetzung sowie den Bewuchs mit Xylobionten wird auch eine Erklärung über die Entwicklung bestimmter chemischer Parameter vorgenommen (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“ und „Chemische Analyse der Bodenproben“). Eine genaue Beschreibung der Methoden ist im Kapitel „Material und Methoden“ aufgeführt.

Neben dem Zersetzungsparameter und dem Deckungsgrad mit Xylobionten erfolgte eine Bestimmung der Arten. Im Jahr 2015 wurde der Fokus auf die Flechten und Moose gelegt und 2016 auf Pilze ausgedehnt, wobei die Untersuchungen immer zur Herbstzeit erfolgten. Zwar wurden 2015 auch einige Pilzarten bestimmt, aber ein direkter Vergleich kann nur zwischen den Jahren 2016 und 2017 erfolgen. Vor allem bei den Pilzarten ist eine genaue Klassifizierung der anzutreffenden Arten sinnvoll, da diese einen direkten Einfluss auf die Holzzersetzung haben können. So wird zum Beispiel das Auftreten von Braun- oder Weißfäule durch bestimmte Pilzarten ausgelöst. Die Korrelation der nachgewiesenen Xylobionten mit der Zersetzung des Totholzes wird daher näher betrachtet. Zudem wird in späteren Kapiteln ebenfalls der Einfluss der Xylobionten auf bestimmte chemische Parameter untersucht.

Die Resultate aus den dreijährigen Untersuchungen weisen auf sukzessive Veränderungen in der Holzzusammensetzung und auf einen Bewuchs mit Xylobionten hin. Eine Gegenüberstellung der Daten gibt Aufschluss über die Zersetzung der Stämme und über die Unterschiede innerhalb eines Jahres.

5.3.1 In-Vivo Untersuchungen

Die Vorgehensweise bei den ökologischen Untersuchungen (Bestimmung der in-Vivo Parameter und Bestimmung der Xylobiontenarten) wird beispielhaft für die Baumart *Betula maximo-wicziana* (Lindenblättrige Birke) aufgeführt, um den Versuchsaufbau zu verdeutlichen. Die Ergebnisse für alle Baumarten werden anschließend gegenübergestellt.

Für die Baumart *Betula maximowicziana* erfolgten Untersuchungen an insgesamt 21 Stammstücken in den Abteilungen 408 N2 und 435 G1.

In der Abteilung 408 N2 wurden 12 Stammstücke von *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke) untersucht. Die Stammstücke 1, 2, 3, 9, 10, 11 und 12 liegen in Folge einer Durchforstung von 2002 auf dem Boden und die Stammstücke 4, 5, 6, 7 und 8 seit einer Lässerung im Jahr 1984. Die meisten Stammstücke liegen im Schatten oder Halbschatten, bis auf die Stammstücke 11 und 12, welche sehr hell liegen. Die Stammstücke wiesen, bedingt durch das relativ hohe Alter des Totholzes, im Jahr 2015 schon einen durchschnittlichen Zersetzungsgrad von 3 auf (siehe Diagramm 2). Ein Zersetzungsgrad von 3 beschreibt bereits einen Zustand von morschem Holz. Auch ließ sich ein durchschnittlicher Deckungsgrad von 4 beobachten, was einer Bedeckung von 11 – 25% der Oberfläche mit Xylobionten entspricht. An diesen Parametern lässt sich also bereits fest machen, dass für diese Baumart Zersetzungsprozesse stattfinden und das Totholz durch Xylobionten angenommen wird.

Für einen direkten Vergleich wurden zusätzlich 2016 jeweils drei Stammstücke von heimischer Buche und Fichte in die Abteilung gelegt und mit untersucht.

Die Ergebnisse der in-Vivo Untersuchungen sind in Diagramm 2 und Diagramm 3 dargestellt.

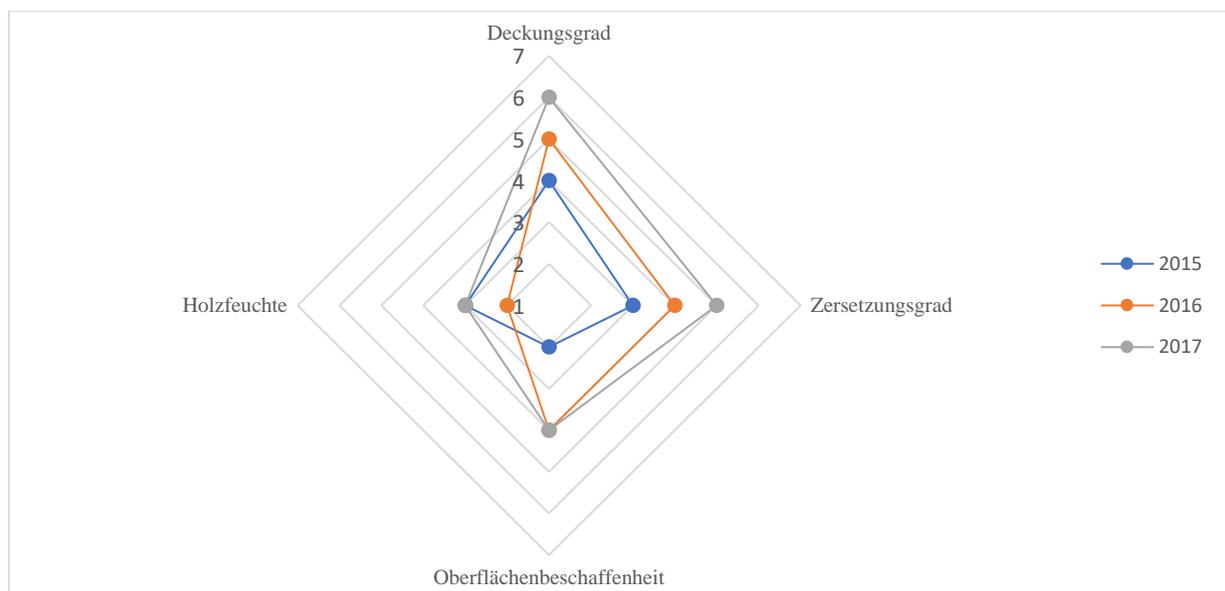


Diagramm 2: Durchschnittliche Entwicklung der in-Vivo Parameter in Abteilung 408 N2 *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

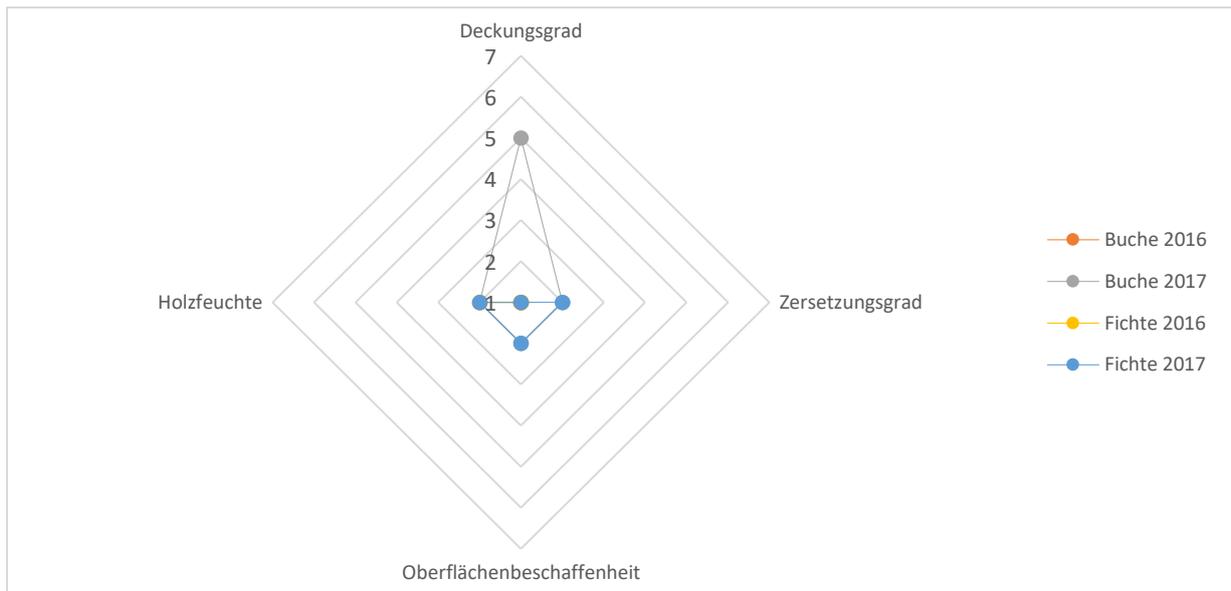


Diagramm 3: Durchschnittliche Entwicklung der in-Vivo Parameter in Abteilung 408 N2 Buche und Fichte

Wie Diagramm 2 zu entnehmen ist, nimmt der durchschnittliche Zersetzungsgrad der Stammstücke von *Betula maximowicziana* jedes Jahr um eine Einheit von 3 im Jahr 2015 auf 5 im Jahr 2017 zu, wobei einzelne Stammstücke teilweise deutlich stärkere Zunahmen im Zersetzungsgrad aufweisen (siehe Abbildung 9). Die Oberflächenbeschaffenheit nimmt sprunghaft von 2 auf 4 ab, während sich bei der Holzfeuchte kaum Veränderungen zeigen. Im selben Zeitraum nimmt der Deckungsgrad mit Xylobionten, ebenfalls jährlich um je eine Einheit, von 4 auf 6 zu. Die nachgewiesenen Xylobionten sind in Tabelle 6 und Tabelle 7 aufgeführt. Unter diesen befinden sich neben diversen holzzersetzenden Pilzen auch die Braunfäuleerreger *Fomes fomentarius* und der für Birken spezifische *Fomitopsis betulina*. Abbildung 9 zeigt beispielhaft die Entwicklung des Stammstücks 4 aus der Abteilung 408 N2 für die Jahre 2015 und 2017. Es lässt sich deutlich die Zunahme der Zersetzung beobachten. Man kann erkennen, dass die Ablösung der Borke fortgeschritten und die Holzzersetzung im Holz optisch ersichtlich ist. Die stark braune Färbung des Holzes ist stellvertretend für die meisten anderen Stammstücke dieser Abteilung und ist ebenfalls ein deutlicher Hinweis auf das Stattfinden von Braunfäuleprozessen. Die starke Zersetzung der Stammstücke der Abteilung 408 N2 geht also mit einer Besiedlung durch holzzersetzende Pilze, vor allem auch Braunfäuleerreger, einher. Die beschriebene Zersetzungsdynamik führt zu der Annahme, dass im Falle dieser Baumart die komplexen Stoffkreisläufe des Totholzprozesses nicht unterbrochen werden. Inwieweit sich die holzzersetzenden Pilze und die Holzzersetzung generell auf die chemische Zusammensetzung des Holzes

und auch der Böden auswirken, wird im späteren Verlauf dieser Arbeit noch genauer untersucht.

Die Aufrechterhaltung von Stoffkreisläufen ist unerlässlich für einen gesunden Wald [NABU, 2018] und muss nach Einbringen von nicht standortheimischen Baumarten gewährleistet sein. Im Fall von *Betula maximowicziana* scheinen die ersten Ergebnisse dem nicht zu widersprechen.



Abbildung 9: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke) 408 N2 Stammstück 5 2015 (links) und 2017 (rechts)

Im Vergleich dazu konnten bei den Buchen- und Fichtenstammstücken nur sehr geringe Veränderungen beobachtet werden (siehe Diagramm 3). Durch das geringere Alter der Buchen-

und Fichtenstammstücke besteht zwar nur eine bedingte Vergleichbarkeit, aber bei den Buchenstammstücken konnte zumindest bereits ein Anstieg im Deckungsgrad mit Xylobionten beobachtet werden. Dies ist insofern wichtig, dass bereits ein direkter Vergleich der auftretenden Xylobiontenarten durchgeführt werden und so eine Aussage über die Eignung des Totholzes von *Betula maximowicziana* als Habitat und über ihren Beitrag zu Biodiversität gemacht werden kann. Die nachgewiesenen Xylobiontenarten werden später noch genauer beschrieben.

Geht man bei der Buche von einer 95%igen Zersetzung der Holzmasse nach 25 Jahren aus [LACHAT, 2019], so scheint sich *Betula maximowicziana* in einem ähnlichen Zeitraum zu zersetzen. Zwar sind Reste der Stammstücke auch nach 35 Jahren noch zu sehen, diese weisen aber mit den Zersetzungsgraden 5 und 6 die höchsten Zersetzungsgrade auf und sind so schon sehr stark verwittert. Die Vergleichbarkeit der Zersetzungsdauer zu heimischen Baumarten kann für *Betula maximowicziana* als sehr positiv bewertet werden.

In Abteilung 435 G1 wurden insgesamt neun Stammstücke untersucht, die in Folge einer Durchforstung im Jahr 2013 gefällt wurden und im Vergleich zu der Abteilung 408 N2 wesentlich heller lagen. Die Stammstücke waren aufgrund des geringeren Alters kaum zersetzt, so dass an diesen gut der Beginn eines Zersetzungsprozesses von Totholz deutlich gemacht und ein guter Vergleich mit den wesentlich älteren Stammstücken aus Abteilung 408 N2 vorgenommen werden kann.

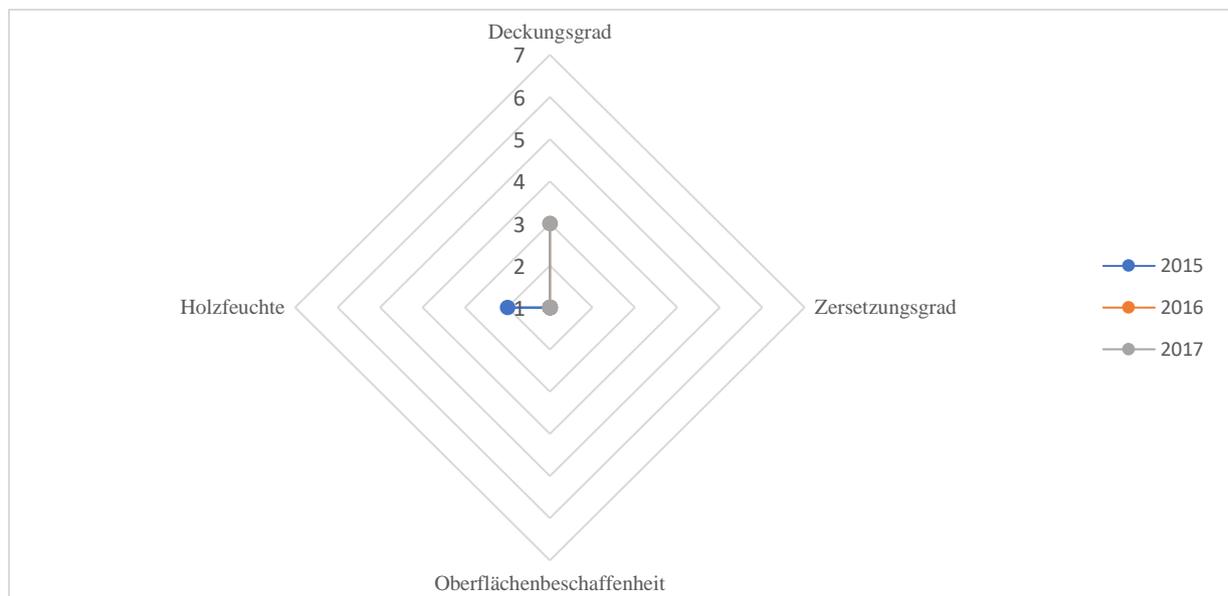


Diagramm 4: Durchschnittliche Entwicklung der in-Vivo Parameter in Abteilung 435 G1 *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

Innerhalb des Untersuchungszeitraums ließ sich insgesamt betrachtet nur eine geringfügige Änderung der in-Vivo Parameter (siehe Diagramm 4) beobachten, wobei es allerdings ebenfalls zu einer Erhöhung im Deckungsgrad mit Xylobionten kommt. Die Laubbaumart *Betula maximowicziana* wird also bereits früh, wie zum Beispiel auch die Buche, von Xylobionten angenommen, was sie als optimales Habitat auszeichnet.

Stellt man die beiden Abteilungen gegenüber, kann festgestellt werden, dass es in beiden innerhalb des untersuchten Zeitraumes zu einer Zunahme im Deckungsgrad mit Xylobionten kommt. Die Stammstücke der Abteilung 408 N2 weisen im Schnitt deutlich höhere Deckungsgrade auf. Auch sind die Werte für den Zersetzungsgrad und die Oberflächenbeschaffenheit deutlich gegenüber der Abteilung 435 G1 erhöht, was mit dem Alter der Stammstücke zu erklären ist. Die Stammstücke, die seit 1984 in der Abteilung 408 N2 liegen, weisen die deutlichste Zersetzung auf (siehe Anhang Tabelle 53) und haben eine Oberflächenbeschaffenheit von 5, was dem höchsten Wert der Skala entspricht.

Interessanterweise ließen sich in der Abteilung 435 G1 mit den jungen Stammstücken die Weißfäuleerreger *Stereum hisrutum* und *Trametes versicolor* nachweisen, welche in Abteilung 408 N2 nicht anzutreffen waren. *Stereum hirsutum* besiedelt vor allem junges Totholz [JAHN, 1979] was eine Erklärung dafür bietet. Generell fanden sich in der Abteilung 435 G1 mit jungem Totholz etwas mehr Pilzarten als in der Abteilung 408 N2 mit altem Totholz. Auf dem stark zersetzten Holz von Abteilung 408 N2 lassen sich die Fruchtkörper der Pilze aber vermutlich schlechter nachweisen, da diese oft zusammen mit dem Holz abbrechen können. In Abteilung 435 G1 ließen sich schon im 3. Jahr nach der Fällung 10 verschiedene Pilzarten, darunter vor allem Folgezersetzer, finden. Für *Betula maximowicziana* scheint daher die Anzahl an gefundenen Pilzarten nicht mit dem Fortschreiten der Holzzersetzung zu korrelieren, sondern beginnt schon früh nach dem Absterben des Holzes. Eine klare Korrelation zwischen der nachgewiesenen Anzahl an Pilzen und den bestimmten in-Vivo Parametern scheint es in diesem Fall nicht zu geben.

Die in beiden Abteilungen beobachtete Steigerung im Deckungsgrad kann auf einen zunehmenden Bewuchs mit anderen Xylobionten, wie Moose und Flechten, zurückgeführt werden. Bezogen auf die Zielsetzung der Arbeit, ist eine möglichst hohe Anzahl an verschiedenen Xylobionten als vorteilhaft zu betrachten, sodass eine Charakterisierung der Pilze, Moose und Flechten für *Betula maximowicziana* und auch für die anderen Baumarten erfolgte. Verschiedene Pro-

zesse der Tothholzersetzung unterliegen auch der Einflussnahme bestimmter Xylobionten, so dass deren Bestimmung dazu herangezogen werden kann, diese Prozesse besser zu beschreiben. So gibt es zum Beispiel Pilze, die wie bereits beschrieben Weiß- oder Braunfäule erregen können und so einen direkten Einfluss auf die Holzstruktur und das Spektrum an frei gesetzten Verbindungen haben. Untersuchungen zu den Extraktstoffen und Gerüstsubstanzen erfolgen so auch unter Berücksichtigung der nachgewiesenen Xylobioten (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“ und „Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen“).

5.3.2 Charakterisierung der Xylobionten

Die Bestimmung der Xylobiontenarten erfolgt zunächst beispielhaft für die Baumart *Betula maximowicziana*. In Tabelle 6 und Tabelle 7 sind die nachgewiesenen Xylobionten für die beiden untersuchten Abteilungen aufgeführt sowie in Tabelle 8 die nachgewiesenen Xylobionten auf den Vergleichsstammstücken der Buche und Fichte in der Abteilung 408 N2.

Tabelle 6: Xylobionten – Pilze - an *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

Pilzart	Charakteristika	408 N2			435 G1		
		2015	2016	2017	2015	2016	2017
<i>Armillaria mellea</i>	LH, FZ, p						x
<i>Ascocoryne sarcoides</i>	TH, FZ, sa		x			x	x
<i>Bulbillomyces farinosus*</i>	TH, FZ, m					x	
<i>Chrysomphalina strombodes</i>	TH, FZ		x	x			x
<i>Dacrymyces stillatus</i>	TH, FZ, sa					x	x
<i>Fomes fomentarius</i>	TH, FZ, p, b	x	x	x			
<i>Fomitopsis betulina</i>	TH, p, b		x	x		x	x
<i>Hypoxylon fragiforme*</i>	TH, sa		x	x		x	x
<i>Lycoperdon perlatum*</i>	TH, sa					x	
<i>Mycena abramsii</i>	TH, FZ, sa		x	x			
<i>Mycena clavularis</i>	TH, FZ		x	x			
<i>Pluteus nigrofloccosus</i>	TH, LH, FZ, sa		x	x			x
<i>Sistotrema brinkmanii</i>	TH, FZ, sa					x	x
<i>Stereum hirsutum</i>	TH, LH, FZ, w, p					x	x
<i>Trametes versicolor</i>	TH, LH, FZ, w, p					x	x
<i>Xylaria hypoxylon</i>	TH, LH, FZ, sa					x	x
Summe Pilzarten		1	8	7	0	10	11

Legende: TH: auf Totholz vorkommend, FZ: Folgeersetzer, LH: auf Laubholz vorkommend, NH: auf Nadelholz vorkommend, sa: Saprobiont, b: Braunfäuleerreger, w: Weißfäuleerreger, m: Moderfäuleerreger, p: parasitär, * selten oder sehr selten

Tabelle 7: Xylobionten – Moose und Flechten - an *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

Moosart	408 N2			435 G1		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Dicranum tauricum</i>	x	x	x		x	x
<i>Eurhynchium praelongum</i>	x	x	x			
<i>Hypnum cupressiforme</i>	x	x	x			
<i>Isothecium myosuroides</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Polytrichum formosum</i>					x	x
Summe Moosarten	5	5	5	2	4	4
Flechtenart						
<i>Hypogymnia farinacea</i>		x	x		x	x
<i>Lepraria incana</i>	x	x	x	x	x	x
<i>Parmelia sulcata</i>	x	x		x	x	
Summe Flechtenarten	2	3	2	2	3	2

Tabelle 8: Xylobionten auf Buche und Fichte in Abteilung 408 N2

Pilzart	Buche		Fichte	
	2016	2017	2016	2017
<i>Bulbillomyces farinosus</i>		x		
<i>Hypoxyton fragiforme</i>				x
Summe Pilzarten	0	1	0	1
Moosart				
Summe Moosarten	0	0	0	0
Flechtenart				
Summe Flechtenarten	0	0	0	0

Wie im vorherigen Abschnitt bereits verdeutlicht, ließ sich eine minimal höhere Anzahl an Pilzarten in Abteilung 435 G1 verzeichnen. Trotz der unterschiedlichen Lichtverhältnisse und dem sehr unterschiedlichen Alter der Stammstücke ist der Unterschied in der Pilzartenzahl aber sehr gering. Wie bereits beschrieben lässt sich eine Korrelation zu den in-Vivo bestimmten Parametern, wie zum Beispiel dem Zersetzungsgrad, nicht herleiten.

Bei den nachgewiesenen Pilzarten handelt es sich in der Regel um Folgeersetzer, die meistens in Misch- oder Laubwäldern vorkommen. Unter den insgesamt auf allen Baumarten identifizierten Xylobionten konnten einige nur auf *Betula maximowicziana* nachgewiesen werden. Darunter fallen zum Beispiel die Arten *Lycoperdon perlatum*, *Trametes versicolor* sowie *Fomitopsis betulina*. Der Birkenporling kommt generell nur auf abgestorbenem Birkenholz vor [HUDSON, 1992].

Unter den Flechten konnten in beiden Abteilungen die drei Arten *Hypogymnia farinacea*, *Leparia incana* und *Parmelia sulcata* bestimmt werden. *Parmelia sulcata* wurde 2017 in beiden Abteilungen nicht mehr gefunden. Insgesamt konnten sechs Moosarten identifiziert werden, wobei in der Abteilung 408 N2 mehr Arten auftraten. Dies kann durch das höhere Alter des Totholzes begründet sein, weil so mehr Zeit für eine Besiedlung zur Verfügung stand oder auch durch die durchschnittlich etwas höhere Holzfeuchte (siehe Diagramm 2 und Diagramm 4). Die Moosart *Polytrichum formosum* wurde nur in der Abteilung 435 G1 bestimmt. Es ist davon auszugehen, dass die Anzahl der Arten in der Abteilung 435 G1 weiter zunehmen wird, da die Stammstücke hell liegen und so Moosarten gute Wachstumsbedingungen bieten. Bei einigen Stammstücken kam es zu einer Erhöhung der Holzfeuchte, was ein Xylobiontenwachstum begünstigt. Die Holzfeuchte korreliert direkt mit dem Deckungsgrad, welcher hauptsächlich auf die Moose zurückzuführen ist (siehe Diagramm 1: Hauptkomponentenanalyse).

Von allen untersuchten Baumarten lassen sich auf *Betula maximowicziana* die meisten Xylobiontenarten nachweisen. Die Artenanzahl ist gegenüber den heimischen Vergleichsstämmstücken deutlich erhöht. Zwar liegen die Stammstücke der Buche und Fichte erst seit 2016 in der Abteilung 408 N2, die Stammstücke von *Betula maximowicziana* in Abteilung 435 G1 allerdings lediglich 3 Jahre länger (siehe Tabelle 5). Die beiden Abteilungen lassen sich aufgrund des unterschiedlichen Alters und Lichtverhältnisses schwer vergleichen, sodass keine Aussage darüber getroffen werden kann, wie stark die Artenzahl auf den Stammstücken der Vergleichsbäume in den nächsten Jahren zunehmen wird. Weitere Untersuchungen zu einem späteren Zeitpunkt sind daher empfehlenswert und können gegebenenfalls aufzeigen, ob die Artenanzahl auf ein vergleichbar hohes Niveau wie von *Betula maximowicziana* ansteigt. Nichts desto trotz scheint *Betula maximowicziana* ein optimales Habitat für heimische Xylobionten darzustellen, sodass vor diesem Hintergrund nichts gegen einen verstärkten Eintrag dieser Baumart in die heimische Waldgemeinschaft spricht.

5.3.3 Gegenüberstellung der ökologischen Untersuchungen für alle Baumarten

Die an *Betula maximowicziana* beschriebenen Untersuchungen wurden an allen untersuchten Baumarten und den heimischen Vergleichsstammstücken durchgeführt. Nachstehend werden die Ergebnisse dieser Untersuchungen dargestellt. Da die Auswahl der Abteilungen und der Stammstücke so erfolgte, dass ein breites Spektrum an verschiedenen Zersetzungsstadien und Umwelteinflüssen berücksichtigt wurde, werden bei der Gegenüberstellung nur die Mittelwerte der Ergebnisse sowie die Maxima und Minima verglichen. Diese sind in Tabelle 9 und Tabelle 10 aufgeführt:

Tabelle 9: Gegenüberstellung in-Vivo Parameter Teil 1

		<i>Acer rubrum</i>	<i>Betula maximowicziana</i>	<i>Abies procera</i>	<i>Abies grandis</i>	<i>Metasequoia glyptostroboides</i>	<i>Cryptomeria japonica</i>	<i>Thuja plicata</i>	Buche	Fichte	
Deckungsgrad	2015	Min	1	1	1	3	1	1	1		
		Mittel	2	3	2	5	3	1	1		
		Max	5	7	5	6	5	1	1		
	2016	Min	2	2	1	5	1	1	1	1	1
		Mittel	4	4	4	6	4	1	1	1	1
		Max	6	7	7	7	7	1	2	1	1
	2017	Min	1	2	1	4	1	1	1	1	1
		Mittel	4	5	4	6	5	2	3	3	1
		Max	6	7	7	7	7	3	5	6	2
Zersetzungsgrad	2015	Min	1	1	1	1	1	1	1		
		Mittel	1	2	3	1	1	1	1		
		Max	3	4	5	1	2	1	1		
	2016	Min	1	1	2	1	1	1	1	1	1
		Mittel	2	3	4	1	2	1	1	1	1
		Max	3	6	5	1	4	1	1	1	1
	2017	Min	2	1	3	1	1	1	1	1	1
		Mittel	3	3	4	2	2	2	1	1	1
		Max	4	6	5	3	4	2	4	2	2

Tabelle 10: Gegenüberstellung in-Vivo Parameter Teil 2

		<i>Acer rubrum</i>	<i>Betula maximowicziana</i>	<i>Abies procera</i>	<i>Abies grandis</i>	<i>Metasequoia glyptostroboides</i>	<i>Cryptomeria japonica</i>	<i>Thuja plicata</i>	Buche	Fichte	
Oberflächenbeschaffenheit	2015	Min	1	1	1	1	1	1			
		Mittel	1	2	2	1	2	1	1		
		Max	4	5	5	1	4	1	1		
	2016	Min	2	1	2	2	2	3	2	1	1
		Mittel	3	3	4	2	3	3	2	1	1
		Max	4	5	5	2	5	3	2	1	1
	2017	Min	2	1	3	2	2	3	2	1	1
		Mittel	3	3	4	3	3	3	2	1	1
		Max	5	5	5	3	5	3	2	2	2
Holzfeuchte	2015	Min	1	2	1	2	1	2	1		
		Mittel	1	3	2	2	2	2	1		
		Max	4	4	3	2	3	2	1		
	2016	Min	3	1	1	2	1	4	4	1	1
		Mittel	3	2	2	2	3	4	4	1	1
		Max	4	4	3	2	4	4	4	2	2
	2017	Min	2	1	2	2	1	4	1	1	1
		Mittel	3	2	3	3	3	4	1	2	2
		Max	4	4	4	4	4	4	3	2	2

Bei allen Baumarten lässt sich generell ein Fortschreiten der Zersetzung beobachten, welches sich allerdings in der Geschwindigkeit und der Intensität unterscheidet. Der Zersetzungsgrad und auch die Oberflächenbeschaffenheit nehmen in der Regel bei allen untersuchten Baumarten über den Untersuchungszeitraum hinweg zu und korrelieren in gewisser Hinsicht auch miteinander (siehe Diagramm 5 und Diagramm 6).

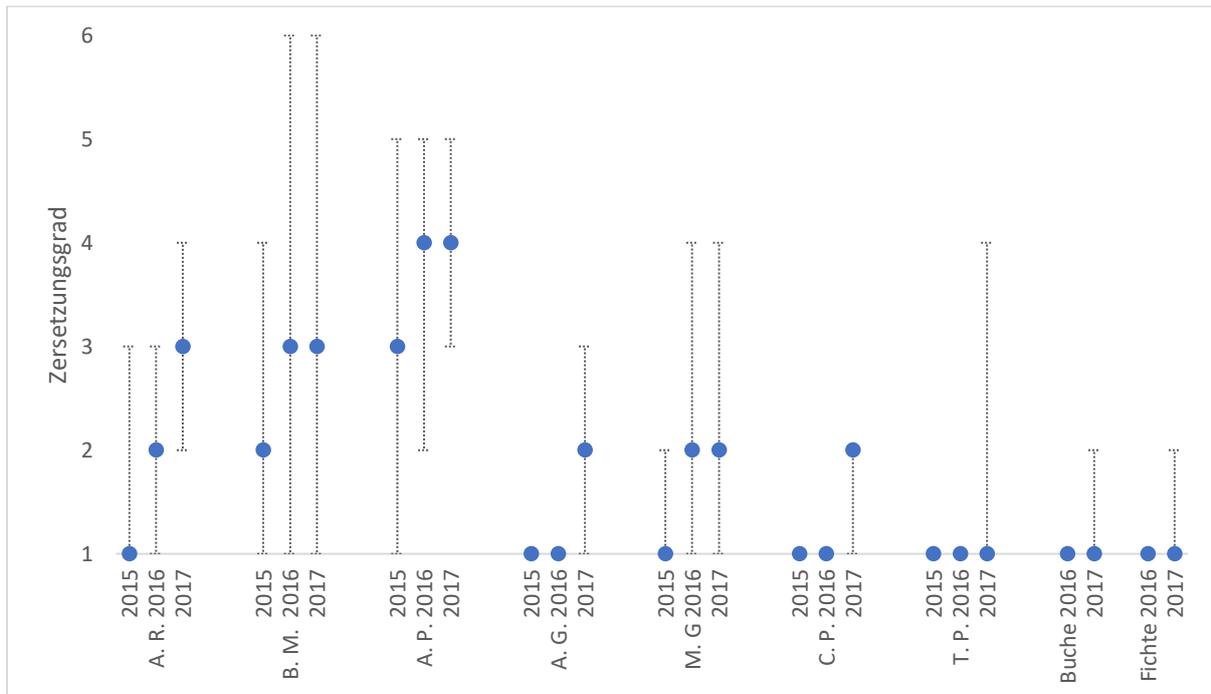


Diagramm 5: Gegenüberstellung Zersetzungsgrad

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), A. G.: *Abies grandis* (Küstentanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), C. P.: *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne), T. P. *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

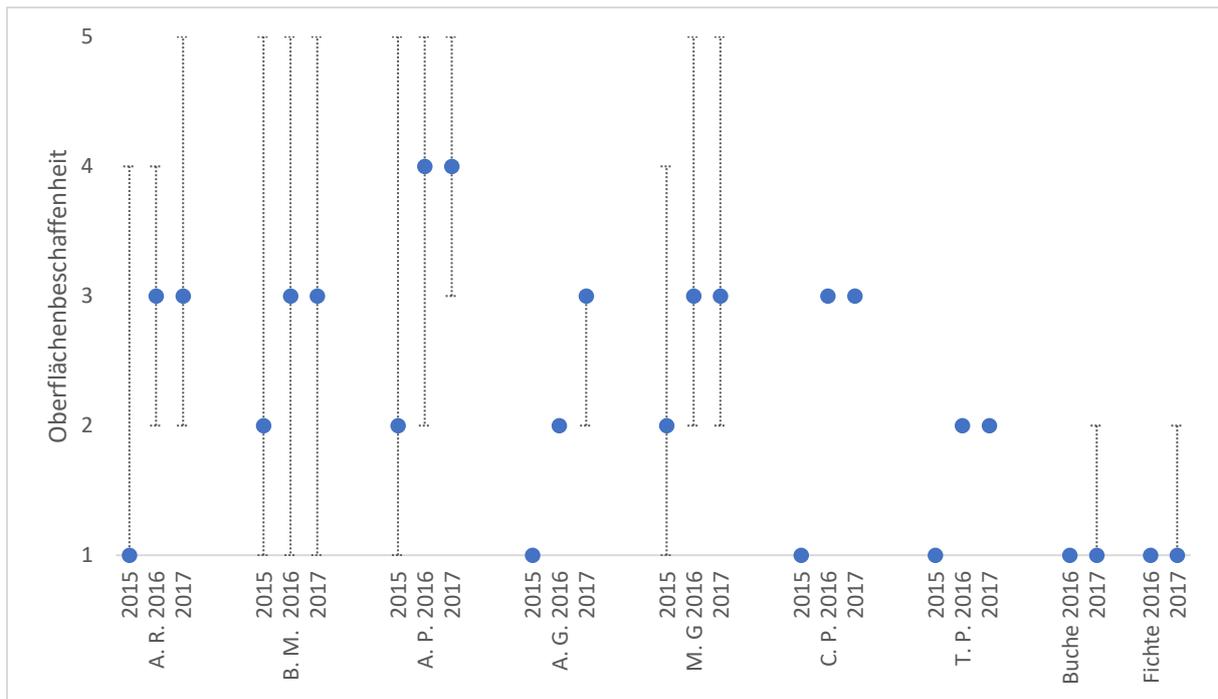


Diagramm 6: Gegenüberstellung Oberflächenbeschaffenheit

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), A. G.: *Abies grandis* (Küstentanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), C. P.: *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne), T. P. *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

Auffallend ist, dass bei der Laubbaumart *Betula maximowicziana* der maximale Zersetzungsgrad erreicht wird. Dies ist nicht verwunderlich, da in der Abteilung 408 N2 die ältesten von allen untersuchten Stammstücken (Fälldatum: 1984) liegen. Der durchschnittliche Zersetzungsgrad und der Anstieg ist in etwa mit der anderen untersuchten Laubbaumart *Acer rubrum* vergleichbar. Verglichen mit der heimischen Laubbaumart Buche, die als sich sehr schnell zersetzende Baumart gilt und deren Holz nach etwa 25 Jahren zu 95% abgebaut ist [LACHAT, 2019], könnten *Acer rubrum* und *Betula maximowicziana* ähnlich schnell zersetzt werden, vorausgesetzt die beschriebene Dynamik setzt sich so weiter fort. Um diese Einschätzung bestätigen zu können, ist eine weitere Beobachtung der Stammstücke nötig. Der für langfristige Untersuchungen angelegte Versuchsaufbau stellt dafür eine optimale Grundlage. Die vorliegenden Daten sprechen trotz der kurzen Beobachtungszeit dafür, dass diese beiden Baumarten als Alternative zu heimischen Laubbaumarten betrachtet werden können, zum einen, da sie sich scheinbar ähnlich schnell zersetzen wie die heimische Buche und weil der Deckungsgrad mit Xylobionten in

beiden Fällen ansteigt (siehe Diagramm 7). Beide Baumarten können eine gute Habitatfunktion für verschiedene Xylobionten bieten.

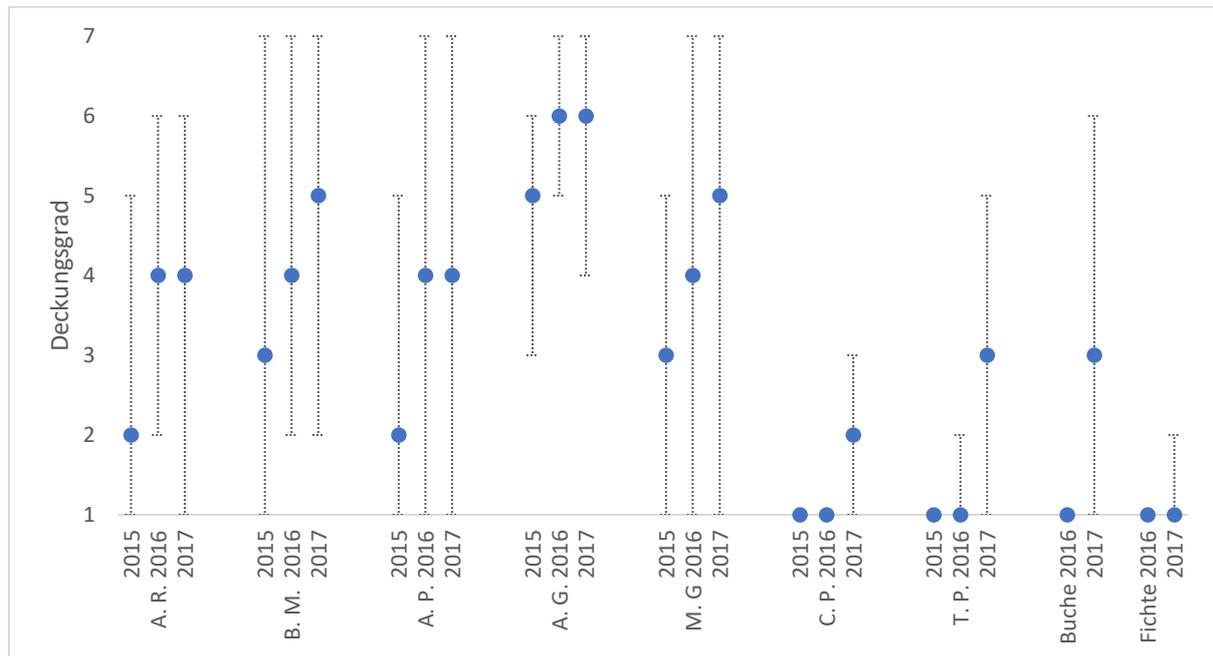


Diagramm 7: Gegenüberstellung Deckungsgrad

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), A. G.: *Abies grandis* (Küstentanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), C. P.: *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne), T. P. *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

Vor allem bei *Acer rubrum* scheint die Holzfeuchte und der Deckungsgrad mit dem Fortschreiten der Zersetzung anzusteigen (siehe Diagramm 8).

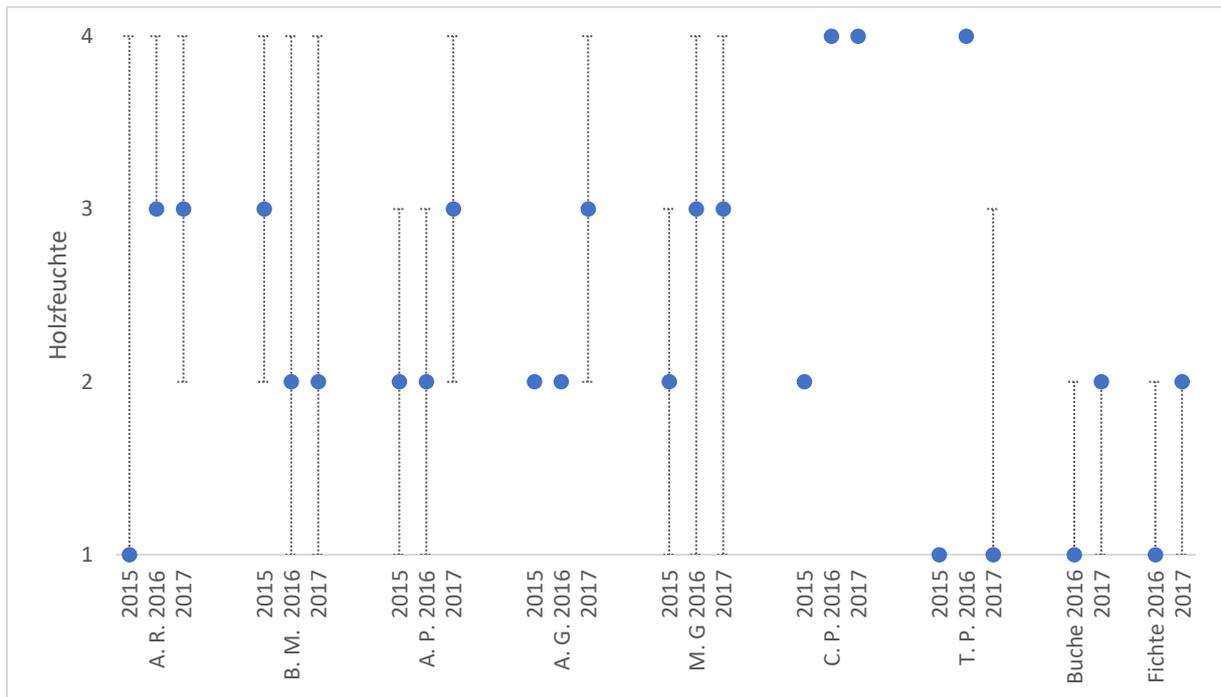


Diagramm 8: Gegenüberstellung Holzfeuchte

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), A. G.: *Abies grandis* (Küstentanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), C. P.: *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne), T. P. *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

Da der durchschnittliche Jahresniederschlag für Wuppertal mit 1076,8 l/qm für 2015, 1062,0 l/qm für 2016 und 1142,4 l/qm für 2017 [WETTERKONTOR.DE] für alle drei Jahre auf einem vergleichbaren Niveau blieb, scheint weniger die Niederschlagsmenge, sondern eher die Abnahme der Oberflächenbeschaffenheit für die Zunahme der Holzfeuchte verantwortlich zu sein. Das Ablösen der Rinde erleichtert ein Eindringen von Wasser in das Holz. Bis auf bei *Betula maximowicziana* und *Thuja plicata* ist bei allen Baumarten eine Zunahme der durchschnittlichen Holzfeuchte zu verzeichnen. Dies liegt daran, dass die relativ jungen Stammstücke der entsprechenden Abteilungen (435 G1, *Betula maximowicziana* / 417 C1, *Thuja plicata*) durch die noch sehr intakte Oberfläche nicht viel Feuchtigkeit aufnehmen können und so der Wert für die durchschnittliche Holzfeuchte etwas niedriger liegt. Im Vergleich dazu ist bei den

ebenfalls jungen Stammstücken von *Cryptomeria japonica* die Rinde schon sehr früh abgelöst, sodass hier die Wasseraufnahme erleichtert ist (siehe Abbildung 10).



Abbildung 10: *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne) 435 E Stammstück 6 2015 (links) und 2017 (rechts)

Die Bestimmung der Holzfeuchte ist allerdings nur bedingt reproduzierbar, da sie trotz allem wetterbedingten Einflüssen unterliegt. So ist bei einer Messung, die ein paar Tage nach einem Regen erfolgt, der Wert erhöht. Sie kann dennoch zur Interpretationshilfe bei den Zersetzungsprozessen und dem Xylobiontenwachstum herangezogen werden. Der Deckungsgrad mit Xylobionten steigt in allen Fällen innerhalb des Untersuchungszeitraumes an, was auch mit der Zunahme der Holzfeuchte korreliert (siehe Diagramm 7 und Diagramm 8) und die Ergebnisse der Hauptkomponentenanalyse bestätigt (siehe Diagramm 1).

Bei der Nadelbaumart *Abies procera* lässt sich in der Regel in jeder der untersuchten Abteilungen eine Zunahme oder eine Beibehaltung im Zersetzungsgrad beobachten, auch erodiert die Oberfläche zunehmend. Im Falle von Abteilung 409 E1 mit einem Alter des Totholzes von ca. 10 Jahren (Winter 2008/2009) ließen sich bei den meisten Stammstücken schon so fortgeschrit-

tene Zersetzungserscheinungen ausmachen, dass innerhalb der nächsten Jahre von einem vollständigen Abbau ausgegangen werden kann. Der durchschnittliche Zersetzungsgrad ist im Jahr 2017 von allen Baumarten am höchsten (siehe Diagramm 5). Beim Bewuchs mit Xylobionten gibt es eine Zunahme im Deckungsgrad (siehe Diagramm 7), die teilweise sehr stark ausfällt. Auffällig ist der rapid ansteigende Bewuchs mit Xylobionten der Buchenstammstücke in Abteilung 409 P1 (siehe Anhang Tabelle 55). Obwohl die Vergleichsstämme erst kurz in der Abteilung liegen, steigt der Deckungsgrad im Vergleich zu *Abies procera* schneller an. Dies scheint vor allem in den Unterschieden zwischen Laub- und Nadelhölzern begründet zu liegen. Bei der heimischen Fichte hingegen ist innerhalb des ersten Jahres noch keine große Änderung festzustellen. Die Stammstücke von *Abies procera* liegen zwar erst seit 2008 in den Abteilungen 409 E1 und P1 sowie seit 2013 in der Abteilung 436 G1 (siehe Tabelle 5), zeigen aber teilweise eine schon sehr weit fortgeschrittene Zersetzung. Heimische Fichten sind laut der Literatur nach etwa 80 Jahren zu 95 % zersetzt [LACHAT, 2019]. In anderer Literatur wird beschrieben, dass Fichten schon nach 10 Jahren stark von Verrottung betroffen sind [NIESE, 2013], was sich mit den Ergebnissen von *Abies procera* deckt. Přívětivý [Přívětivý, 2018] bestimmte für die heimische Fichte (*Picea Abies*) eine Verrottungszeit von 21 – 25 Jahren im Falle eines natürlichen Absterbens und damit verbundenen Umfallen der Stämme. Sandberg [SANDBERG, 2008] stellte in Untersuchungen von im Freien gelagerten Brettern aus *Picea abies* fest, dass diese schon nach 5 Jahren deutliche Risse aufwiesen, wobei das Splintholz stärker betroffen war als das Kernholz. Unterschiede im Extraktgehalt sowie von Lignin- und Cellulosegehalt ließen sich in Untersuchungen zum Splint- und Kernholz der heimischen Fichte (*Picea abies*) dabei nicht ausmachen [OTTE, 2019], sodass die unterschiedlichen Zersetzungs-raten eventuell an einem unterschiedlichen strukturellen Aufbau, bedingt durch die Verker-nung, begründet liegen können. Hinsichtlich der Zielsetzung der Arbeit scheint die Zerset-zungsrate von *Abies procera* in etwa vergleichbar zur heimischen Fichte zu sein. Die Nadelhol-zart kann daher als möglicher Ersatz oder Ergänzung zur heimischen Fichte näher betrachtet werden. Zur Entscheidung muss unter anderem noch die Charakterisierung der nachgewiesenen Xylobionten erfolgen (siehe Abschnitt „Charakterisierung der auf allen Baumarten nachgewie-senen Xylobionten“).

Auch die beiden Nadelholzarten *Abies grandis* und *Metasequoia glyptostroboides* können als mögliche Alternative zu heimischen Baumarten betrachtet werden. Bei *Metasequoia glyp-tostroboides* kam es innerhalb der Abteilung 434 J in kurzer Zeit (seit 2013) zu einem sehr

starken Anstieg des Deckungsgrades, sodass alle Stammstücke nahezu vollständig mit Xylobionten bewachsen waren. Es ließ sich noch keine große Veränderung des Zersetzungsgrades, wohl aber der Oberflächenbeschaffenheit ausmachen. Durch den sehr starken Bewuchs mit Xylobionten und die rasche Abnahme der Oberflächenintegrität lässt sich auch in diesem Fall eine beschleunigte Zersetzung innerhalb der nächsten Jahre vermuten. In Abteilung 423 E1 konnte nur ein geringer Bewuchs mit Xylobionten festgestellt werden, was aber dadurch begründet werden kann, dass die Stammstücke in dieser Abteilung im Vergleich zu 434 J eine geringere Holzfeuchtigkeit und geringere Belichtungsstärke aufwiesen (siehe Anhang Tabelle 51). Die Zersetzungsgrade fielen in der Abteilung 423 E1 jedoch deutlich höher aus und die zu Untersuchungsbeginn noch stehenden Bäume fielen innerhalb der Jahre bereits um (siehe Abbildung 11).



Abbildung 11: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum) 434 J Stammstück 4 in 2015 (links) und 2017 (rechts)

Auch bei der Nadelbaumart *Abies grandis* ließen sich ebenfalls ein starker Bewuchs mit Xylobionten und einsetzende Zersetzungsprozesse nachweisen. Der durchschnittliche Deckungsgrad ist von allen Baumarten am höchsten. Allerdings wurden nur zwei Stammstücke untersucht, sodass keine klare Aussage getroffen werden kann. Für zukünftige Untersuchungen sollte diese Baumart aber weiterhin Berücksichtigung finden, da sie durch die vorliegenden Daten vielversprechend ist.

Bei *Cryptomeria japonica* und *Thuja plicata* ließen sich nur geringe Veränderungen beobachten. Im Jahr 2015 ließ sich bei *Cryptomeria japonica* noch keine Zersetzung und auch kein Bewuchs mit Xylobionten feststellen. Im Jahr 2016 kam es allerdings teilweise zu einem Ablösen der Rinde (siehe Abbildung 12), einer damit einhergehenden Erhöhung der Holzfeuchte und Besiedlung mit Xylobionten. Diese traten in der Regel in Form von Rindenpilzen oder Pilzen an der Schnittstelle auf. Ansonsten sind die Stämme recht spärlich mit z.B. Moosen oder Flechten besiedelt. Eine Ausnahme bilden hier Algen, die fast auf den kompletten Stammabschnitten zu finden sind, was eventuell mit der Erhöhung der Holzfeuchte einhergeht (siehe Diagramm 8).

Verglichen mit den anderen untersuchten Nadelholzarten scheint die Zersetzung nur langsam und eine Besiedlung mit Xylobionten nur spärlich oder verzögert abzulaufen. Allerdings konnten bei den Fichtenstammstücken in den anderen Untersuchungsabteilungen ebenfalls nur geringe Veränderungen beobachtet werden. Die Stammstücke von *Cryptomeria japonica* liegen aber schon drei Jahre länger in der Abteilung, sodass deutlich mehr Zeit für das Einsetzen der Zersetzung bestand. Verglichen mit den Literatordaten zur heimischen Fichte, die eine Zersetzungsdauer von 10 Jahren [NIESE, 2013], beziehungsweise 21 - 25 Jahren bei einem natürlichen Absterben und Umfallen der Bäume beschreiben [Přívětivý, 2018], kann angenommen werden, dass sich *Thuja plicata* und *Cryptomeria japonica* langsamer zersetzen. Anhand der aktuellen Datenlage müssten aber noch Untersuchungen über einen längeren Zeitraum erfolgen.

Die dunkel gelegenen Stammstücke von *Thuja plicata* (siehe Anhang Tabelle 50) sind nicht genügend Licht ausgesetzt, um durch zum Beispiel Moose besiedelt zu werden. Durch die relativ hohe Holzfeuchte bei den Stammstücken von *Thuja plicata* ist aber bei voranschreitender Zersetzung mit einer Zunahme von Pilzen zu rechnen. Für *Thuja plicata* müssten daher ebenso noch weitergehende Untersuchungen erfolgen, bei denen zum Beispiel hellere Abteilungen be-

ziehungsweise heller gelegene Stammstücke betrachtet werden. Abbildung 12 zeigt das Auftreten von Pilzen an der Schnittkante eines Stammstücks. Dies kann zusammen mit der zunehmenden Holzfeuchte einen Hinweis auf einsetzende Zersetzungsprozesse geben.



Abbildung 12: *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum) 417 C1 Stammstück 2 2016 (links) und 2017 (rechts)

Zusammenfassend konnte bei allen Baumarten ein zunehmender Bewuchs mit Xylobionten und auch ein Voranschreiten der Holzzerersetzung festgestellt werden, was sich hinsichtlich der Zielsetzung generell als positives Ergebnis beurteilen lässt. Der Anstieg fiel bei den verschiedenen Baumarten unterschiedlich stark aus. Bei den Koniferen kam es bei *Abies procera* innerhalb des Untersuchungszeitraums zu den stärksten Änderungen im Zersetzungsgrad. Im Vergleich dazu ließen sich bei *Cryptomeria japonica* und *Thuja plicata* nur eine geringe Zersetzung und ein geringer Deckungsgrad nachweisen. Diese Arten scheinen sich also hinsichtlich der ökologischen Parameter weniger für einen erweiterten Anbau zu eignen, wobei Untersuchungen über einen längeren Zeitraum aber eventuell zu einer anderen Aussage führen können. Wie bereits beschrieben steigt der Deckungsgrad bei den Laubbaumarten *Acer rubrum* und *Betula maximowicziana* in kurzer Zeit deutlich an, was sich ebenfalls als förderlich für die Erhaltung der Biodiversität darstellt. Hierzu muss allerdings nicht nur der Deckungsgrad, sondern auch die Anzahl und Art der Xylobionten berücksichtigt werden. Bei den Begehungen erfolgte auch immer eine Charakterisierung der anzutreffenden Arten. Die nachgewiesene Artenanzahl ist im nächsten Abschnitt in Tabelle 11 und Tabelle 12 dargestellt.

5.3.4 Charakterisierung der auf allen Baumarten nachgewiesenen Xylobionten

Tabelle 11: Summe Xylobionten – Pilze, Moose, Flechten - an nicht standortheimischen Baumarten

Xylobiont	<i>A. grandis</i>	<i>A. procera</i>	<i>Cr. japonica</i>	<i>M. glyptostroboides</i>	<i>Th. plicata</i>	<i>A. rubrum</i>	<i>B. maximowicziana</i>
Pilze	7	6	3	9	4	7	16
Moose	4	5	2	4	1	6	6
Flechten	1	3	1	2	0	1	3
Summe	12	14	6	15	5	14	25

Tabelle 12: Anzahl der Xylobiontenarten je Abteilung für die Untersuchungsjahre

Art	2015	2016	2017
<i>Betula maximowicziana</i>	408N2/435G1 8/4	408N2/435G1 16/17	408N2/435G1 14/17
<i>Acer rubrum</i>	6	14	9
<i>Abies grandis</i>	5	9	9
<i>Abies procera</i>	409E1/409P1/436G1 0/7/2	409E1/409P1/436G1 2/7/6	409E1/409P1/436G1 6/6/9
<i>Metasequoia glyptostroboides</i>	434J/423E1 4/4	434J/423E1 6/6	434J/423E1 10/9
<i>Cryptomeria japonica</i>	0	6	6
<i>Thuja plicata</i>	0	4	5

In Tabelle 13 und Tabelle 14 sind die identifizierten Arten für Laub- und Nadelhölzer aufgeführt. Insgesamt wurden 37 Xylobiontenarten an Pilzen, Moosen und Flechten bestimmt. Diese lassen sich in 27 Pilzarten, sechs Moosarten und vier Flechtenarten unterteilen. Im Vergleich zum Jahr 2015 lassen sich in den Jahren 2016 und 2017 wesentlich mehr Pilzarten finden, wobei zu erwähnen ist, dass im Jahr 2015 der Fokus primär auf der Identifizierung von Moosen und Flechten lag und somit nicht ausgeschlossen werden kann, dass zu diesem Zeitpunkt wesentlich mehr Pilzarten auftraten. In den Jahren 2016 und 2017 wurden zusätzliche Untersuchungen auf Pilzarten zur Herbstzeit durchgeführt. Ein klarer Vergleich zwischen der Anzahl an Pilzarten kann also nur zwischen den Jahren 2016 und 2017 erfolgen. Die insgesamt nachgewiesene Anzahl an Arten blieb zwischen den Jahren 2016 und 2017 ungefähr vergleichbar hoch. Wie bereits am Beispiel von *Betula maximowicziana* beschrieben, kann auch für die anderen Baumarten keine klare Korrelation zwischen der Artenzahl und den bestimmten in-Vivo Parametern (z.B. Zersetzungsgrad) hergestellt werden. Eine Ausnahme bilden hier die Moose, da diese hauptsächlich für die Zunahme des Deckungsgrades verantwortlich sind und dieser mit der Holzfeuchtigkeit steigt (siehe Diagramm 1). Es ist daher davon auszugehen, dass die Holzfeuchte gerade für das Mooswachstum ein wichtiges Kriterium darstellt.

Die gefundenen Artenzahlen bei Laub- und Nadelhölzern sind in etwa vergleichbar, wobei typische Laub- und Nadelholzzersetzer bestimmt werden konnten. Es handelt sich überwiegend um Saprobionten und nur sieben Saproparasiten der Arten *Armillaria mellea*, *Armillaria solidipes*, *Chondrostereum purpureum*, *Climacocystis borealis*, *Fomes fomentarius*, *Trametes versicolor* und *Tremella mesenterica*. Diverse Literaturstellen beschreiben diese Pilzarten als Fäulnisersetzer. Drei dieser Pilzarten verursachen Braunfäule (*Climacocystis borealis*, *Fomitopsis betulina*, *Laetiporus montanus*), fünf Arten Weißfäule (*Chondrostereum purpureum*, *Fomes fomentarius*, *Stereum hirsutum*, *Trametes versicolor*, *Tremella mesenterica*) und die beiden Hallimasch-Spezies die Kernfäule (siehe Tabelle 13) [JAHN, 1979/ JAHN, 2005 / ARORA, 1986 / GMINDER, 2014 / OSWALD, 2018].

Tabelle 13: Xylobionten – Pilze – an nicht standortheimischen Laub- und Nadelbäumen

Pilzart	Laubbäume	Nadelbäume	Charakteristika
<i>Agaricus pertinax</i>		x	Selten, TH, NH, FZ, sa
<i>Armillaria mellea</i>	x		LH, FZ, p
<i>Armillaria solidipes</i>		x	NH, FZ, p
<i>Ascocoryne cylichnium</i>	x		TH, NH, LH
<i>Ascocoryne sarcoides</i>	x		TH, FZ, sa
<i>Bulbillomyces farinosus</i>	x		sehr selten, TH, FZ, m
<i>Chondrostereum purpureum</i>		x	TH, FZ, p, w
<i>Chrysomphalina strombodes</i>	x		TH, FZ
<i>Climacocystis borealis</i>		x	TH, LH, FZ, p, b
<i>Dacrymyces stillatus</i>	x		TH, FZ, sa
<i>Fomes fomentarius</i>	x	x	TH, LH, FZ, p, w
<i>Fomitopsis betulina</i>	x		TH, nur Birke, b, p
<i>Hebeloma birrus</i>		x	TH, FZ
<i>Hypnoloma Capnoides</i>		x	TH, FZ, NH
<i>Hypoxylon fragiforme</i>	x		selten, TH, sa
<i>Inocybe leptophylla</i>		x	TH, NH, Symbiose
<i>Laetiporus montanus</i>		x	TH, FZ, p, b
<i>Lycoperdon perlatum</i>	x		Selten, TH, sa
<i>Mycena abramsii</i>	x	x	TH, FZ, sa
<i>Mycena clavularis</i>	x		TH, FZ
<i>Mycena stipata</i>		x	TH, NH, FZ, sa
<i>Pluteus nigrofloccosus</i>	x	x	TH, NH, FZ, sa
<i>Sistotrema brinkmanii</i>	x	x	TH, FZ, sa
<i>Stereum hirsutum</i>	x		TH, LH, FZ, w, p
<i>Trametes versicolor</i>	x		TH, LH, FZ, w, p
<i>Tremella mesenterica</i>	x		TH (LH), FZ, w, p
<i>Xylaria hypoxylon</i>	x		TH (LH), FZ, sa
Zahl der Pilzarten insgesamt	18	13	

Legende: TH: auf Totholz vorkommend, FZ: Folgeersetzer, LH: auf Laubholz vorkommend, NH: auf Nadelholz vorkommend, sa: Saprobiont, b: Braunfäuleerreger, w: Weißfäuleerreger, m: Moderfäuleerreger, p: parasitär

Tabelle 14: Xylobionten – Moose, Flechten – an nicht standortheimischen Baumratten

Moosart	Laubbäume	Nadelbäume	
<i>Dicranoweisia cirrata</i>	x	x	epi, sa, TH
<i>Dicranum tauricum</i>	x	x	epi, sa, TH
<i>Eurhynchium praelongum</i>	x		epi, TH
<i>Hypnum cupressiforme</i>	x	x	epi, Th
<i>Isothecium myosuroides</i>	x	x	epi, TH
<i>Polytrichum formosum</i>	x	x	epi, TH
Zahl der Moosarten insgesamt	6	5	
Flechtenart			
<i>Cladonia fimbriata</i>		x	NH, LH, sa
<i>Hypogymnia farinacea</i>	x	x	NH, LH, sa
<i>Lepraria incana</i>	x	x	NH, epi
<i>Parmelia sulcata</i>	x	x	LH, epi
Zahl der Flechtenarten insgesamt	3	4	

Legende: TH: auf Totholz vorkommend, LH: auf Laubholz vorkommend, NH: auf Nadelholz vorkommend, sa: Saprobiont, epi: Epiphyt

Bei den Moosen ließen sich wesentlich weniger Arten identifizieren als bei den Pilzen (siehe Tabelle 14). Diese Moose können sowohl auf Totholz als auch auf anderen Substraten vorkommen [MEINUNGER & SCHRÖDER, 2007]. Bei Flechten handelt es sich um Sekundärbesiedler, welche das Totholz zum Anheften nutzen. Die beiden Flechten *Lepraria incana* und *Parmelia sulcata* sind typische Epiphyten und sind somit auf andere Pflanzen, meistens Bäume, als Substrat angewiesen [BENZING, 1990]. *Lepraria incana* ist häufig auf saurer Rinde (Nadelholz) [WIRT & DULL, 2000] und *Parmelia sulcata* auf Laubholz zu finden [WIRTH, 1980]. In beiden Fällen wurden diese beiden Flechten aber sowohl auf Nadel- als auch Laubbaumarten nachgewiesen. Die nicht standortheimischen Baumarten können also teilweise Bedingungen für spezialisierte Xylobionten schaffen, was sich hinsichtlich der in der Zielsetzung angestrebten Förderung der Biodiversität als äußerst vorteilhaft erweist.

Bei den heimischen Arten Buche und Fichte wurden innerhalb des Untersuchungszeitraums ebenfalls einige Xylobionten nachgewiesen, welche in Tabelle 15 aufgeführt werden. Die Stammstücke liegen zwar erst seit 2016 in den einzelnen Abteilungen, weisen aber schon einen

Bewuchs auf. Aus den Untersuchungen wird ersichtlich, dass an der Laubbaumart mehr Xylobionten zu finden sind.

Tabelle 15: Summe Xylobionten – Pilze, Moose, Flechten – an heimischen Baumarten 2017

Pilzart	<i>Picea abies</i>	<i>Fagus sylvaticus</i>
<i>Ascocoryne cylichnium</i>		x
<i>Ascocoryne sarcooides</i>		x
<i>Bulbillomyces farinosus</i>	x	x
<i>Climacocystis borealis</i>		x
<i>Chondrostereum purpureum</i>		x
<i>Hypoxylon fragiforme</i>	x	x
<i>Sistotrema brinkmannii</i>	x	
Pilzarten insgesamt	3	6
Moosart		
<i>Dicranum tauricum</i>		x
<i>Hypnum cupressiforme</i>		x
<i>Isothecium myosuroides</i>	x	x
Moosarten insgesamt	1	3

Innerhalb des Untersuchungszeitraums zwischen 2015 und 2017 konnten an dem Totholz von allen untersuchten fremdländischen Baumarten eine Besiedlung durch Pilze, Moose und Flechten festgestellt werden. Moose und Flechten besiedeln zwar das Totholz, zählen aber nicht zu den Zersetzern. Die Moose sind teils auf das Totholz als Lebensraum angewiesen oder nutzen es fakultativ und werden daher auch als passive Besiedler beschrieben [ÓDOR, 2013]. Flechten gehören ebenfalls nicht zu den totholzzersetzenden Organismen, sondern besiedeln die Oberfläche von Totholz in Abhängigkeit von den mikroklimatischen und substratspezifischen Bedingungen [WIRTH, 2013].

Bei den in diesem Projekt erfolgten Untersuchungen zum Totholz fremdländischer Baumarten konnten insgesamt 37 verschiedene Xylobiontenarten nachgewiesen werden, welche sowohl baumart- als auch abteilungsübergreifend auftraten. Unter diesen befanden sich auch seltene Arten (siehe Tabelle 13), wie zum Beispiel der vom Aussterben bedrohte Pilz *Bulbillomyces farinosus* [HAIMERL & BACHMEIER (www.123Pilzsuche.de), Stand 2021]. In einer Studie an Laub- und Nadelhölzern im Hainich-Dün Nationalpark, der Schorfheide und der Schwäbischen Alb konnten an 13 verschiedenen Baumarten und 1031 Stammstücken insgesamt 97 Pilzarten nachgewiesen werden [BABER, 2016]. Verglichen mit der wesentlich größeren Anzahl an Stammstücken und dem umfangreicheren Untersuchungsareal, ist die hier nachgewiesene Anzahl an Pilzarten von 27 als sehr hoch einzuschätzen.

Die beschriebene Artenzusammensetzung auf dem Totholz weist auf Unterschiede zwischen den einzelnen Baumarten hin, wobei hauptsächlich Unterschiede zwischen Laub- und Nadelhölzern auftreten. Interessant ist, dass bei den meisten nicht standortheimischen Baumarten innerhalb des Untersuchungszeitraums insgesamt wesentlich mehr Xylobionten als auf den Vergleichsstammstücken der Buche und Fichte nachgewiesen werden konnten (Vergleich Tabelle 13, Tabelle 14 und Tabelle 15). Die Stammstücke der Buche und Fichte wurden erst im Jahr 2016 in die entsprechenden Abteilungen gelegt, aber sowohl bei den nicht heimischen Nadel- als auch Laubbäumen fanden sich Baumarten, die nur unwesentlich länger liegen, aber schon hohe Anzahlen an Xylobionten aufweisen. Dafür exemplarisch sind die Laubbaumart *Betula maximowicziana* und die Nadelbaumart *Metasequoia glyptostroboides*. An den Stammstücken von *Betula maximowicziana* in Abteilung 435 G1, welche 2013 gefällt wurden, ließen sich 2017 insgesamt 17 Xylobionten nachweisen und in Abteilung 434 J mit *Metasequoia glyptostroboides*, Fälljahr 2013, insgesamt 10 Arten im Jahr 2017 (siehe Tabelle 11). Ebenfalls hohe Artenzahlen ließen sich auf der Laubbaumart *Acer rubrum* und den Nadelbaumarten *Abies grandis* und *Abies procera* nachweisen. Es lässt sich daher vermuten, dass diese Baumarten verschiedensten Xylobionten als Habitat dienen können und sich bereichernd hinsichtlich der Erhaltung und Förderung der Artenvielfalt erweisen können.

Bei den Nadelbaumarten *Cryptomeria japonica* und *Thuja plicata* konnten innerhalb des Untersuchungszeitraums nur geringe Artenzahlen nachgewiesen werden (siehe Tabelle 11). Die Stammstücke liegen allerdings seit 2013 beziehungsweise 2014 in den Abteilungen, sodass sich über einen längeren Untersuchungszeitraum eventuell ein anderes Bild ergibt. Verglichen mit den anderen untersuchten Baumarten ist die Artenzahl stark reduziert, sodass zu diesen Baumarten an dieser Stelle noch keine Empfehlung ausgesprochen werden kann.

Die beschriebenen makroskopischen Veränderungen der Holzstruktur werden vermutlich von einer alternierenden chemischen Zusammensetzung begleitet. Wie weitgehend sich diese darstellt und mit den beobachteten Zersetzungsprozessen korrelieren lässt, wurde für einige der Baumarten in den nächsten Kapiteln untersucht. Bei der bereits beschriebenen Hauptkomponentenanalyse (PCA, siehe Diagramm 1) gab es anhand der ermittelten Daten Anzeichen für Zusammenhänge zwischen dem Alter, Zersetzungsgrad und dem pH-Wert des Bodens sowie einen Zusammenhang zwischen der Holzfeuchte und dem Deckungsgrad.

Um die gesammelte Datenmenge zu reduzieren, wird zur Beurteilung der einzelnen Baumarten nur noch der Zersetzungsgrad und der Deckungsgrad beziehungsweise die nachgewiesene Artenanzahl beachtet. Da die Oberflächenbeschaffenheit und der Zersetzungsgrad sich in gewisser Hinsicht gegenseitig wiedergeben und der Zersetzungsgrad eine feinere Unterteilung aufweist, ist dies sinnvoll. Da die Holzfeuchte hauptsächlich zum Xylobiontenwachstum beiträgt und in der Regel zusammen mit dem Deckungsgrad ansteigt, findet nachfolgend nur noch der Deckungsgrad Beachtung. Die nachgewiesene Artenanzahl ist neben dem Deckungsgrad der wichtigste Parameter zur Einschätzung des Beitrags zur Förderung der Biodiversität.

Die folgenden chemischen Untersuchungen sollen zu einem dabei helfen, die modellhaften Vorstellungen der Totholzzersetzung zu überprüfen und zum anderen gegebenenfalls Einflüsse durch freiwerdende Verbindungen, insbesondere auf den Waldboden, aufzudecken. So soll festgestellt werden, ob durch die Totholzzersetzung eine unvermeidbare Veränderung der direkten Umwelt erfolgt und somit ein Ausschluss bestimmter Baumarten diskutiert werden sollte.

5.4 Chemische Analyse der Extraktstoffe

Im folgenden Kapitel werden die Ergebnisse der chemischen Untersuchungen zu den im Holz vorkommenden Extraktstoffen aufgeführt. Unterliegt Totholz einer fortschreitenden Zersetzung, hat dies auch einen Einfluss auf den Gehalt an Extraktstoffen sowie auf das Spektrum an Verbindungen. Deshalb ist eine Bestimmung des Extraktgehaltes und der Extraktstoffe für die Untersuchung von Holzzeretzungsprozessen essentiell. Kawase [KAWASE, 1962] konnte bereits eine in Verbindung mit der Zersetzung auftretende chemische Veränderung der Extrakte an der Laubbaumart *Betula maximowicziana* nachweisen. Croan [CROAN, 2000] wies zudem nach, dass einige Schlauchpilz-Arten (*Ascomyceten*) als Pionierbesiedler Extraktstoffe von Holz als Nahrung verwenden und diese teilweise sehr schnell abbauen. Die Schlauchpilze *Ascocoryne cylichnium* und *Ascocoryne sarcooides* konnten bei einigen Baumarten nachgewiesen werden (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“).

Bei der Zersetzung von Totholz kommt es zu einem Abbau der verschiedenen Gerüstsubstanzen in die entsprechenden Abbauprodukte. Zunächst zerfallen Cellulose und Hemicellulose in die verschiedenen Zuckerverbindungen und Lignin wird zu unterschiedlichen phenolischen Verbindungen abgebaut. Die gebildeten Abbauprodukte können dann, neben anderen ursprünglich

vorhandenen Verbindungen, in den Extrakten des Holzes bestimmt werden. Die zersetzungsbedingte Änderung des Extraktgehaltes beziehungsweise die Zusammensetzung der Extrakte wird auch in Verbindung mit dem Abbau der Gerüstsubstanzen im Kapitel „Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen“ behandelt.

Neben einer mechanistischen Aufklärung ist eine Übersicht über die gebildeten Verbindungen wichtig, da diese zum Beispiel über Auswaschungen in den Boden gelangen und so eine Veränderung der Bodenzusammensetzung bewirken könnten [BŁOŃSKA, 2017]. So kann es durch einen vermehrten Eintrag von sauren Abbauprodukten zu einem Absinken des pH-Wertes kommen und dies zu einer Übersäuerung der Böden führen. Auch diverse andere Verbindungen, wie Sterine oder Harzsäuren, können gegebenenfalls einen Einfluss auf die Bodenqualität haben [RATIA, 2013]. Daher erfolgte, neben der Entnahme von Holzproben, auch immer eine Entnahme von Bodenproben, welche in unmittelbarer Nähe zu den Totholzstämmen gezogen wurden. Durch entsprechende Analysen wurde dann bestimmt, welche Substanzen aus den Extrakten sich auch im Boden nachweisen ließen und ob sich die Böden innerhalb des Untersuchungszeitraumes hinsichtlich ihrer Zusammensetzung deutlich veränderten. Die Ergebnisse sind im Kapitel „Chemische Analyse der Bodenproben“ aufgeführt.

Die Untersuchungen zu den Extraktstoffen erfolgten im direkten Vergleich zu den heimischen Baumarten Buche und Fichte. Nach Lohmann und Blosen [LOHMANN & BLOSEN, 2010] liegen die Extraktgehalte für Fichte bei 2,5% und für Buche bei 1,5% sowie im Allgemeinen für Hölzer der gemäßigten Zone bei bis zu 10%. Tropische Hölzer hingegen können teilweise Extraktgehalte von bis zu 30% beinhalten [LOHMANN & BLOSEN, 2010].

Die nachfolgenden Bestimmungen werden zur Verdeutlichung des Versuchsaufbaus zunächst wieder exemplarisch an der Baumart *Betula maximowcziana* aufgeführt. Eine Gegenüberstellung aller Baumarten wird im Anschluss gegeben.

5.4.1 Quantitative Bestimmung des Gesamtextraktstoffgehaltes

Im Folgenden werden die ermittelten Extraktgehalte der Jahre 2015 – 2017 sowie die Verteilung der einzelnen Substanzklassen für die Baumart *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke) aufgeführt.

Für *Betula maximowicziana* wurden die Abteilungen 408 N2 und 435 G1 untersucht. In der Abteilung 408 N2 wurden zudem ein lebendes Exemplar sowie Totholzstammstücke von heimischer Buche und Fichte untersucht.

Der Verlauf der Extraktgehalte der Abteilung 408 N2 ist in Diagramm 9 dargestellt (Bestimmung Analysefehler siehe Tabelle 28):

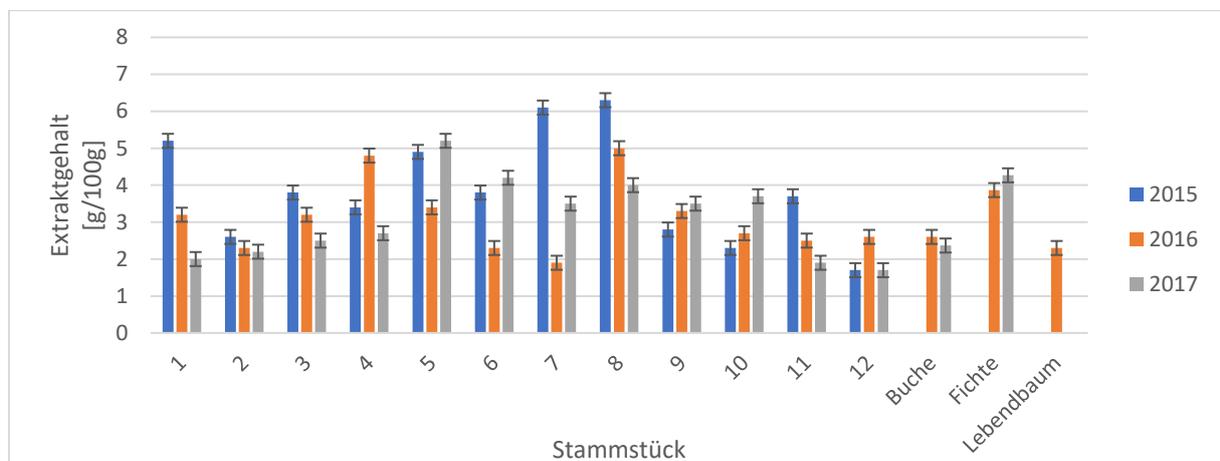


Diagramm 9: Extraktgehalte, 408 N2, *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

Bei der Betrachtung des Diagramms fällt auf, dass bei einigen Stammstücken der Extraktgehalt annähernd konstant blieb oder nur geringen Schwankungen unterlag. Eine Ausnahme hiervon bilden die Stammstücke 1, 7 und 8, bei denen eine sehr deutliche Abnahme erfolgte. Die meisten Stammstücke der Abteilung 408 N2 weisen deutliche Zersetzungsgrade und einen starken Deckungsgrad mit Xylobionten auf (siehe Anhang Tabelle 53), was mit dem fortgeschrittenen Alter des Totholzes zusammenhängt (Läuterung im Jahr 1984 beziehungsweise Durchforstung im Jahr 2002). Der Extraktgehalt schwankt allerdings stärker als in der Abteilung 435 G1, in der die Stammstücke erst seit 2013 auf dem Boden liegen. Die Extraktgehalte der Abteilung 435 G1 sind in Diagramm 10 aufgeführt:

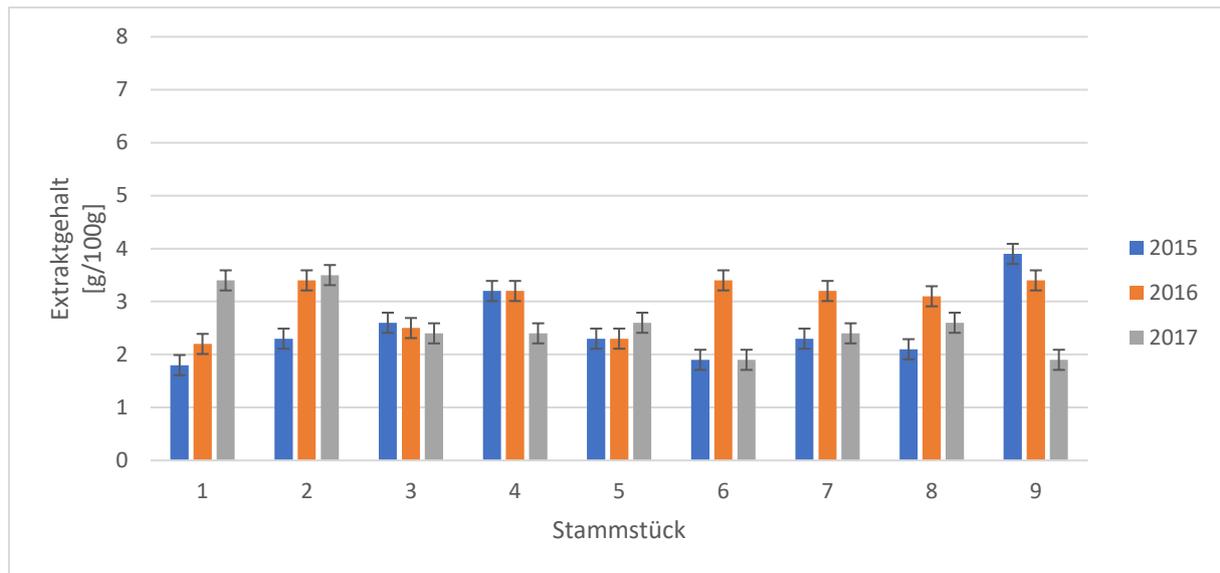


Diagramm 10: Extraktgehalte, 435 G1, *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

Im Vergleich zur Abteilung 408 N2 weisen die Stammstücke von Abteilung 435 G1 wesentlich geringere Zersetzungs- und Deckungsgrade auf (siehe Anhang Tabelle 54). Auffällig ist, dass einige Stammstücke in Abteilung 408 N2 deutlich höhere Extraktgehalte aufweisen als die Stammstücke von 435 G1 und auch als das lebende Vergleichsexemplar. Die Extraktgehalte liegen auch deutlich über den Literaturwerten für *Betula maximowicziana* (0,9 g/100 g) [ROWE, 1989], sodass die Annahme nahe liegt, dass es bei *Betula maximowicziana* im Laufe der Zersetzung zu einer Erhöhung des Extraktgehaltes kommen kann. Dies lässt sich durch den hohen Anteil an Fettsäuren und Sterinen (siehe Diagramm 11) erklären, welche im Gegensatz zu den phenolischen Substanzen und Zuckern nicht oder nur im geringen Maße durch Xylobionten abgebaut und so im Holz angereichert werden. Kawase [KAWASE, 1962] beschrieb für *Betula maximowicziana* eine Zunahme der Löslichkeit von zersetztem Holz und Shang et al. [SHANG, 2013] konnten eine Erhöhung des Extraktgehaltes bei der Japanischen Weiß-Birke (*Betula platyphylla*) nachweisen, wenn diese durch verschiedene Pilzarten, darunter auch *Fomes fomentarius* und *Piptoporus betulinus* (*Fomitopsis betulina*), befallen waren. Eine Anreicherung von Extraktstoffen bei der Zersetzung konnte auch bereits an heimischer Buche nachgewiesen werden [BABER, 2016]. Bei Betrachtung aller untersuchten Stammstücke ließ sich hier allerdings kein eindeutiger Zusammenhang zwischen dem Zersetzungsgrad und dem Extraktgehalt feststellen (p-Wert: 0,12, Signifikanzniveau 0,05, siehe Kapitel „Material und Methoden“). Auch zwischen Deckungsgrad und dem Extraktgehalt ließ sich kein eindeutiger statistischer Zusammenhang nachweisen (p-Wert: 0,39, Signifikanzniveau 0,05). Ein Grund dafür

sind wahrscheinlich Umwelteinflüsse, die sich unterschiedlich stark auf die einzelnen Stammstücke auswirken. So nehmen zum Beispiel Auswaschungen einen sehr individuellen Einfluss.

Da der Extraktgehalt weitestgehend innerhalb des Untersuchungszeitraumes konstant geblieben ist, ist in diesem Fall vermutlich nicht von einer Beeinflussung der Waldböden durch ausgewaschene Extraktstoffe auszugehen. Vor diesem Hintergrund spricht also nichts gegen das Einbringen von Totholz von *Betula maximowicziana* in den Wald. Trotzdem erfolgte eine genauere Identifizierung der Extraktstoffe, was im Folgenden beschrieben wird. Auch wurden entsprechende Bodenproben untersucht und mit den Ergebnissen der Extraktstoffbestimmung verglichen (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Bodenproben“).

5.4.2 Verteilung der Substanzklassen

Insgesamt konnten 44 Verbindungen in den Extrakten von allen Baumarten identifiziert werden, welche sich in verschiedene Substanzklassen einteilen lassen und zum großen Teil mit Literaturdaten decken [STENIUS, 2000 / EK, 2009] (Vergleich Tabelle 3 und Tabelle 4). So wurden neben den Harz- und Fettsäuren auch verschiedene Sterine nachgewiesen. Diese Substanzen kommen natürlich in Hölzern vor, sollten allerdings für die einzelnen Baumarten in unterschiedlicher Menge auftreten [EK, 2009]. Neben diesen wurden noch verschiedene Zucker und Zuckeralkohole sowie phenolische Verbindungen und kurzkettige Säuren bestimmt. Diese sind sowohl als natürliche Inhaltsstoffe im Holz enthalten, können aber auch durch Zersetzungsprozesse gebildet werden. Eine Betrachtung des Verlaufes der Konzentration an diesen Verbindungen kann daher helfen, eine Übersicht über den Ablauf der Zersetzung des Totholzes zu bekommen. Die einzelnen Substanzen wurden einer entsprechenden Substanzklasse zugeordnet. Für eine Charakterisierung der Abbauprozesse ist die Betrachtung von Einzelsubstanzen in diesem Fall wenig aussagekräftig, da diese bis auf wenige Ausnahmen nur in geringen Konzentrationen vorkommen. Eine ähnliche Vorgehensweise wird in der Literatur zu Untersuchungen an Fichtenholz beschrieben [WINTER, 2009 / SJÖSTRÖM, 1999].

In Diagramm 11 sind für die Abteilungen mit *Betula maximowicziana* die Verteilungen der gemittelten Gehalte an Substanzklassen für den Untersuchungszeitraum aufgeführt:

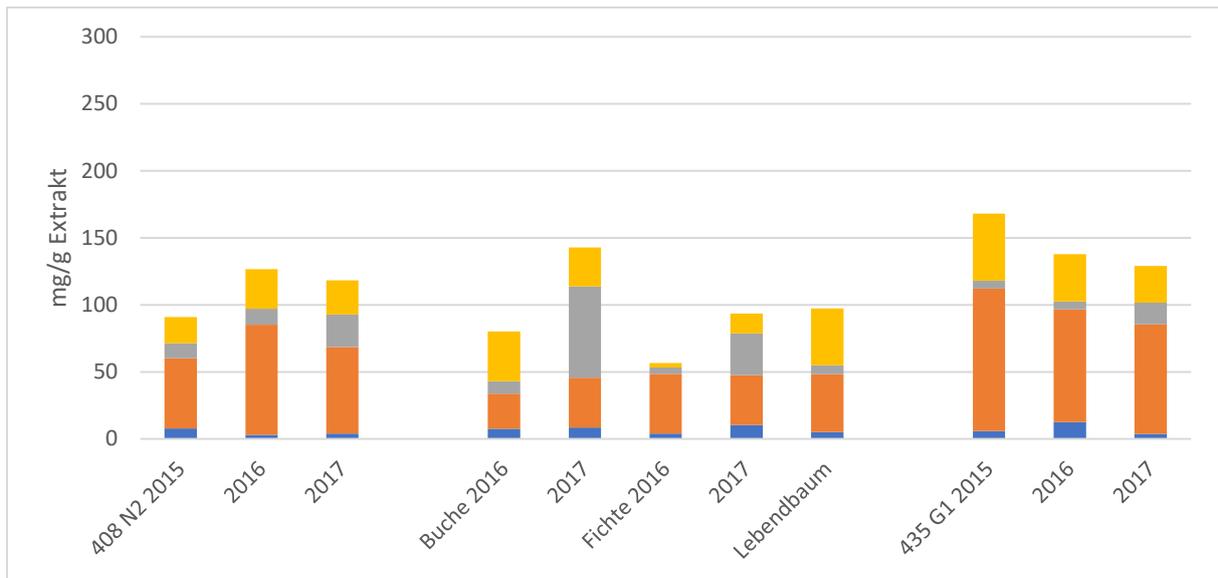


Diagramm 11: Verteilung der Substanzklassen, *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

- Zucker + Alkohole
- Phenole
- Fett-, Harzsäuren, Sterine
- Kurzkettige Säuren

Für *Betula maximowicziana* blieb die Zusammensetzung der Extrakte im Mittel über den Untersuchungszeitraum hin relativ konstant. Es fällt der generell sehr hohe Anteil an Fett-, Harzsäuren und Sterinen auf, welcher auch in anderen Untersuchungen im Burgholz an *Betula maximowicziana* bestätigt wurde [BRACHES, 2019]. Bei der Hauptkomponente handelt es sich um Betulin beziehungsweise das Derivat Acetylbetulin-aldehyd (siehe Tabelle 33), welches in Birkenarten auftritt [ABYSHEV, 2007]. Der Anteil an Fett-, Harzsäuren und Sterinen ist in beiden Abteilungen höher als im lebenden Exemplar. Im Laufe der Zersetzung kommt es zu einer Hydrolyse von Sterylestern und Triglyceriden [WINTER, 2009], welche selber nicht bestimmt, aber deren Spaltungsprodukte quantifiziert werden konnten. Die Zusammensetzung des lebenden Exemplars gleicht auch den relativ jungen Stammstücken von Buche und Fichte (ca. 3 Jahre). Auffällig ist die deutliche Zunahme der phenolischen Substanzen in den Buchenstammstücken im Jahr 2017, was mit einer zersetzungsbedingten Freisetzung von Ligninabbauprodukten erklärt werden kann. Die Folgezerersetzer *Bulbillomyces farinosus* und *Hypoxylon fragiforme* konnten bereits an den Buchenstammstücken nachgewiesen werden, was ebenfalls für das Einsetzen von Zersetzungsprozessen spricht (siehe Tabelle 8).

Der Anteil an phenolischen Substanzen steigt ebenfalls in beiden Abteilungen leicht an. Typische Weißfäuleerreger, wie zum Beispiel der Zunderschwamm (*Fomes fomentarius*) oder die

Schmetterlingstramete (*Trametes versicolor*) sowie verschiedene Folgezersetzer, konnten in beiden Abteilungen nachgewiesen werden, was diesen Verlauf erklären kann. In Abteilung 435 G1 konnte zudem eine leichte Abnahme an Zuckerverbindungen beobachtet werden. Eine Erklärung dafür kann eine einsetzende Braunfäule sein, was auch durch das Auftreten des Birkenporlings (*Fomitopsis betulina*), einem typischen Braunfäuleerreger, wahrscheinlich ist.

Am Beispiel von *Betula maximowicziana* konnte hier gezeigt werden, dass es während der Zersetzung zwar zu einer Änderung des Extraktgehaltes kommt, diese aber im Durchschnitt gering ausfällt und auch nicht mit den in-Vivo bestimmten Parametern korreliert. Eher scheinen unregelmäßige Prozesse einen Einfluss auf den Extraktgehalt und dessen Zusammensetzung zu nehmen, sodass die Erstellung von Modellen sehr schwierig ist. Es konnte zwar gezeigt werden, dass unter anderem das Auftreten von Braun- und Weißfäuleerregern Einfluss auf die Zusammensetzung der Extraktstoffe nehmen kann, die Zusammensetzung im Durchschnitt aber relativ stabil bleibt. Die verschiedenen Prozesse nehmen also auch über einen längeren Zeitraum nur einen geringen Einfluss auf den Extraktgehalt und dessen Zusammensetzung. Dies ist positiv zu bewerten, da das gesamte Spektrum an gebildeten Verbindungen annähernd konstant bleibt und so den Stoffwechselkreisläufen im Ökosystem Wald über lange Zeiträume zur Verfügung steht. Zudem scheint es nicht zu einem übermäßigen Eintrag von bestimmten Verbindungen in die nähere Umgebung zu kommen, sodass es vermutlich nicht zu einer negativen Beeinflussung, zum Beispiel von den Waldböden, kommt. Unter diesem Aspekt müssen allerdings die hohen Anteile an Sterinen und Fettsäuren näher betrachtet werden, da diese im Verdacht stehen, sich negativ auf Ökosysteme auszuwirken [RATIA, 2013]. Eine mögliche Beeinflussung der Waldböden wird im Kapitel „Chemische Analyse der Bodenproben“ behandelt. An einigen Stammstücken wurde zudem auch die Veränderung der Zusammensetzung an Gerüstsubstanzen analysiert, um Einflüsse vom Ligin- und Celluloseabbau auf die Extraktstoffe zu untersuchen (siehe Kapitel „Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen“). Die an *Betula maximowicziana* aufgeführten Untersuchungen wurden noch an anderen Baumarten im nachstehenden Abschnitt durchgeführt.

5.4.3 Gegenüberstellung aller Baumarten

Alle Totholzstammstücke der Arten *Abies procera*, *Betula maximowicziana*, *Metasequoia glyptostroboides* und *Thuja plicata* wurden über den gesamten Untersuchungszeitraum von 2015 bis 2017 untersucht. Für diese Baumarten standen viele Stammstücke und für die meisten Baumarten auch mehrere Abteilungen mit derselben Baumart im Burgholz zur Verfügung (siehe Tabelle 5). Zudem konnten aufgrund der günstigen Geländeeigenschaften in je eine der entsprechenden Abteilungen Stammstücke von heimischer Buche und Fichte gelegt werden, sodass ein direkter Vergleich mit den heimischen Baumarten möglich ist. Bei der Gegenüberstellung werden die durchschnittlichen Extraktgehalte sowie auftretende Maxima und Minima aufgeführt (siehe Tabelle 16 und Diagramm 12 und Diagramm 13).

Tabelle 16: Ergebnisse Extraktstoffbestimmung

		<i>Abies procera</i>	<i>Abies procera</i> lebend	<i>Betula maximowicziana</i>	<i>Betula maximowicziana</i> lebend	<i>Metasequoia glyptostroboides</i>	<i>Metasequoia glyptostroboides</i> lebend	<i>Thuja plicata</i>	<i>Thuja plicata</i> lebend	Buche	Fichte	
Extraktgehalt	2015	Min	2,6	1,7		1,3		3,1				
		MW	4,2	3,3		2,7		4,7				
		Max	5,9	6,3		4,8		6,6				
	2016	Min	1,6	1,9		1,6		3,0		0,8	2,4	
		MW	2,8	6,9	3,0	2,3	2,8	3,6	4,2	2,8	2,2	4,2
		Max	6,6	5,0	5,0	6,2	6,6	6,6	6,6	2,7	5,2	
	2017	Min	1,2	1,7		0,8		2,8		0,8	1,0	
		MW	2,5	2,9		2,6		3,6		1,4	3,3	
		Max	4,5	5,2		4,0		4,2		4,3	6,2	
kurzkettige Säuren	2015	Min	1,6	0,0		2,1		4,7				
		MW	12,3	7,1		11,5		9,7				
		Max	26,5	18,8		24,5		19,4				
	2016	Min	1,6	0,0		8,4		2,7		3,9	3,9	
		MW	6,4	2,1	7,6	5,2	18,3	8,7	9,4	21,3	5,7	4,0
		Max	17,2	28,4	60,2	17,6	7,5	4,1				
	2017	Min	2,1	1,8		1,0		4,3		8,6	3,0	
		MW	8,0	4,1	9,6	11,4	14,5	10,8				
		Max	25,6	6,6	25,6	20,5	16,7	24,3				

Fett-, Harzsäuren, Sterine	2015	Min	7,1		10,9		36,8		11,0				
		MW	20,8		75,4		82,4		52,9				
		Max	50,3		137,0		205,8		85,3				
	2016	Min	1,8		22,1		20,3		3,8		11,2		16,2
		MW	13,1	7,6	83,0	43,0	87,1	65,5	8,8	26,4	18,8		30,4
		Max	39,3		249,3		139,2		26,2		26,4		44,7
	2017	Min	0,2		6,6		6,9		3,6		37,1		15,0
		MW	13,5		71,8		70,1		31,3		57,0		107,3
		Max	58,5		256,2		132,6		66,6		75,7		179,4
Phenole	2015	Min	1,9		1,5		18,5		15,0				
		MW	37,8		9,0		41,6		47,1				
		Max	102,8		47,0		98,6		101,6				
	2016	Min	1,2		2,0		23,8		8,8		9,2		4,8
		MW	28,8	28,7	9,4	6,8	51,2	72,0	32,2	97,6	17,0		13,1
		Max	71,1		33,4		79,1		72,7		24,9		21,5
	2017	Min	5,8		5,7		7,6		25,0		30,4		18,6
		MW	35,8		20,9		31,9		66,8		56,3		44,3
		Max	103,3		40,4		79,2		103,5		83,5		67,8
Zucker + Alkohole	2015	Min	1,4		3,0		8,8		18,4				
		MW	27,9		32,6		65,1		36,7				
		Max	65,6		113,6		241,0		68,8				
	2016	Min	4,8		1,1		20,4		5,4		26,9		3,4
		MW	18,0	10,4	32,0	42,2	65,0	63,0	13,0	49,8	32,1		8,7
		Max	82,0		107,2		132,7		28,8		37,2		14,0
	2017	Min	3,9		5,0		2,5		11,4		29,2		13,2
		MW	15,4		26,3		47,5		20,3		48,2		36,3
		Max	44,1		54,3		163,5		28,9		66,4		82,0

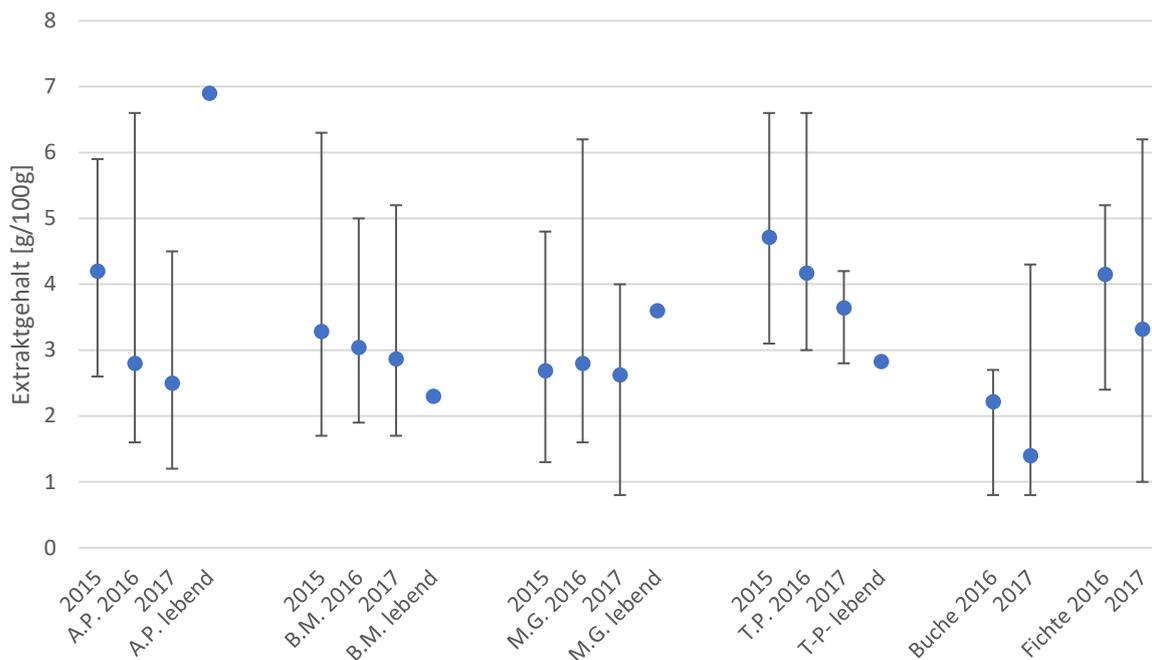


Diagramm 12: Gegenüberstellung durchschnittlicher Extraktgehalt mit Minima und Maxima

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), T. P. *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

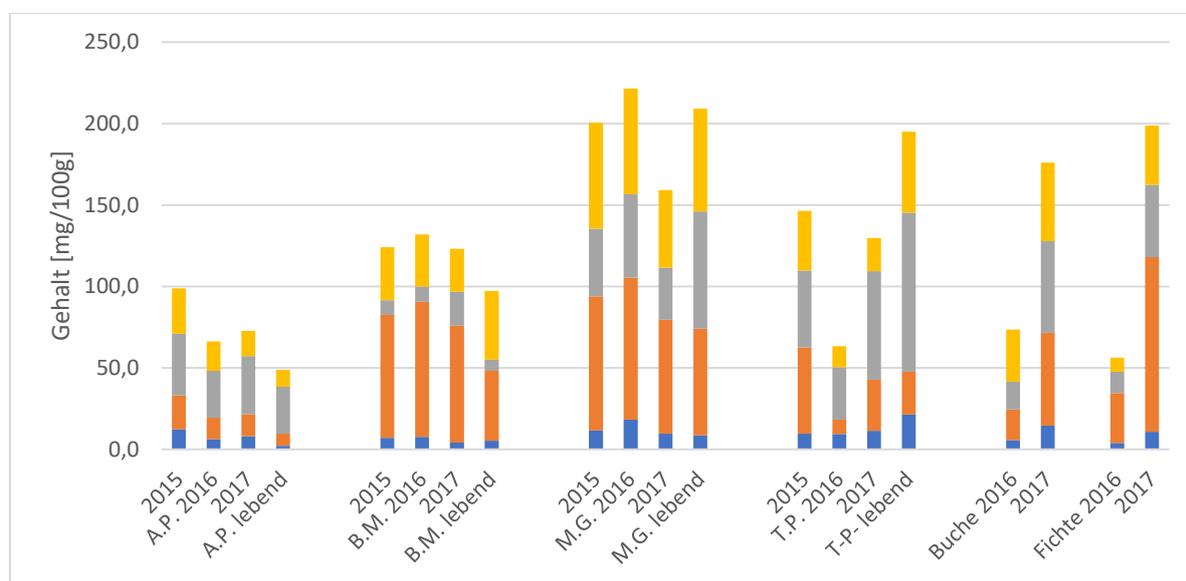


Diagramm 13: Gegenüberstellung durchschnittlicher Gehalt an Substanzklassen

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), T. P. *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

- Zucker + Alkohole
- Phenole
- Fett-, Harzsäuren, Sterine
- Kurzkettige Säuren

Zusammenfassend führen die Untersuchungen zu den Extraktstoffen bei den vier Baumarten zu folgendem Ergebnis:

Bei den unterschiedlichen Baumarten kommt es innerhalb des Untersuchungszeitraumes von 2015 bis 2017 zu vergleichbaren Verläufen des Extraktgehaltes (siehe Diagramm 12). Dabei bleibt der durchschnittliche Extraktgehalt in den meisten Fällen auf einem vergleichbaren Niveau. Für einige Stammstücke lässt sich eine teils starke Abnahme, seltener eine Erhöhung beobachten (siehe beispielweise Diagramm 9). Diese Veränderungen scheinen dabei in einem Zusammenhang mit der fortschreitenden Zersetzung und dem Bewuchs mit Moosen, Flechten und Pilzen zu stehen, nehmen aber selten einen linearen Verlauf. Eher scheinen unregelmäßige Abläufe stattzufinden und auch die Exposition gegenüber Umwelteinflüssen wie Regen scheint Einfluss zu nehmen. Zudem können Extraktstoffe im Laufe der Zeit durch Oxidation in kleinere Verbindungen aufgespalten werden und werden so mobiler [PECHA, 2020]. Bei der Durchführung einer Hauptkomponentenanalyse (PCA) ließen sich keine Hinweise auf lineare Zusammenhänge zwischen dem Extraktgehalt und anderen untersuchten Parametern feststellen (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“). Zwar konnte bereits am Beispiel von *Betula maximowicziana* gezeigt werden, dass unter anderem Braun- und Weißfäuleerreger einen Einfluss auf die Verteilung der Extraktstoffe nehmen können, der Effekt ist in Summe aber auch für die anderen Baumarten minimal. Die Menge der Extrakte liegt für alle Baumarten zwischen einem Minimum von ca. 1,0 g/100 g und einem Maximum von ca. 7,0 g/100 g. Für die meisten Stammstücke liegen die Extraktgehalte ungefähr zwischen 1,5 g /100 g und 5,0 g/100 g und somit in einem Bereich, der mit den heimischen Arten vergleichbar ist.

Bei der Baumart *Abies procera* lässt sich von allen untersuchten Baumarten die deutlichste Abnahme im durchschnittlichen Extraktgehalt verzeichnen und dieser liegt auch deutlich niedriger als beim lebenden Exemplar (siehe Diagramm 12). Allerdings liegen die Maximal-Werte der untersuchten Stammstücke ungefähr auf derselben Höhe. Bei der Durchführung einer ein-

faktoriellen Varianzanalyse konnte für *Abies procera* ein Zusammenhang zwischen dem Zersetzungsgrad und dem Extraktgehalt festgestellt werden (p-Wert: 0,03, Signifikanzniveau 0,05, siehe Kapitel „Material und Methoden“). Der Extraktgehalt sinkt mit zunehmenden Zersetzungsgrad, was eventuell durch Auswaschungen, bedingt durch eine erodierte Oberfläche, erklärt werden kann. Die Auswaschung von Extraktstoffen findet auch bereits bei lebenden Bäumen mit intakter Borke statt [PECHA, 2020], sodass ein Auswaschen bei beschädigter Oberflächenstruktur noch wahrscheinlicher ist. Eine mögliche Beeinflussung der Bodenzusammensetzung, bedingt durch Auswaschungen, wurde daher ebenfalls untersucht (siehe Kapitel „chemische Analyse der Bodenproben“). Zudem wurden verschiedene Xylobionten nachgewiesen, die Extraktstoffe als Nahrung verwenden und somit zur Senkung des Extraktgehaltes beitragen können [CROAN, 2000].

Bei den anderen untersuchten Baumarten konnte kein eindeutiger Zusammenhang zwischen dem Zersetzungsgrad und dem Extraktgehalt nachgewiesen werden und die bestimmten Gehalte lagen in allen Fällen in etwa auf Höhe des lebenden Exemplars. Generell auffällig sind die relativ große Spreizung zwischen den Minimal- und Maximalwerten, was durch die natürlich bedingten Unterschiede im Extraktgehalt und die teils große Variation im Zersetzungsgrad oder den anderen in-Vivo Parametern erklärt werden kann.

Bei der Analyse der Zusammensetzung der Extrakte ließen sich für Holz typische Inhaltsstoffe sowie bekannte Abbauprodukte der Gerüstsubstanzen nachweisen (siehe Kapitel „Material und Methoden“, Tabelle 30 bis Tabelle 33), darunter zum Beispiel verschiedene Zucker und Phenole. Als Zuckermonomere konnten in den meisten Holzproben Glucose und Xylose nachgewiesen werden. Die Glucose kann dabei durch die Zersetzung von Cellulose [WEIDENBÖRNER, 2000] und die Xylose aus Hemicellulose [POLIZELI, 2005 / LAVARACK, 2002] freigesetzt worden sein. Der Nachweis von verschiedenen holzzersetzenden Pilzen, unter denen sich vor allem auch Braunfäuleerreger finden, stützt diese Annahme. Zudem spricht der bei fast allen Stammstücken zunehmende Zersetzungsgrad auch für einen Abbau der Gerüstsubstanzen (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“). Bei der Holzzersetzung steht der Um- und Abbau von Lignin in einem engen Zusammenhang mit der Bildung von Humusstoffen [OGLESBY, 1968]. Leicht verwertbare Bestandteile werden zumeist schnell von Mikroorganismen verstoffwechselt. Lignin wird in der Regel wesentlich langsamer zersetzt als Cellulose. Die durch Spaltung des Lignins freiwerdenden phenolischen Bestandteile dienen da-

bei den Mikroorganismen als Kohlenstoffquelle [FLAIG & HAIDER, 1961]. Ligninabbauprodukte machen zudem einen nicht unerheblichen Anteil an den extrahierbaren Substanzen aus [SEUBERT HUNZIKER, 2001 / GRUBER, 2011]. Viele dieser Abbauprodukte, darunter zum Beispiel Vanillin oder Hydroxybenzoesäure, konnten in den Extrakten nachgewiesen werden (siehe Tabelle 32).

Auch wurden Verbindungen identifiziert, die durch einen mikrobiellen Abbau von Holz freigesetzt werden, wie verschiedene organische Säuren (siehe Tabelle 30). Die gemittelte Verteilung der einzelnen Stoffgruppen unterliegt aber nur geringen Schwankungen und ist in den meisten Fällen mit den heimischen Arten und den lebenden Exemplaren vergleichbar. Auffällig ist die relativ deutliche Zunahme an phenolischen Verbindungen und Fett-, Harzsäuren und Sterinen in den Vergleichsstammstücken, während die Verhältnisse in den nicht standortheimischen Baumarten, mit Ausnahme von *Thuja plicata*, relativ gleich bleiben. Vermutlich lässt sich bei diesen sehr jungen Stammstücken (Fälldatum 2016) gut der Beginn der Holzzersetzung beobachten, wobei es durch den einsetzenden Abbau von Fetten und Gerüstsubstanzen zu einer Freisetzung von den entsprechenden Verbindungen kommt. Bei den Sterinen handelt es sich hingegen um Phytohormone, welche nicht erst bei der Zersetzung des Holzes freigesetzt werden, sondern schon vor dem Absterben im Holz auftreten. Vermutlich ist deren niedrige Wasserlöslichkeit mit für die Anreicherung verantwortlich, da die Sterine im Vergleich zu anderen Stoffgruppen nicht so gut ausgewaschen werden können und sich so verhältnismäßig anreichern. Bei den schon etwas älteren Stammstücken hat sich bereits ein Gleichgewicht aus freier Substanzen und der Verstoffwechslung durch Mikroorganismen und Pilze sowie Auswaschungen eingestellt. Teilweise deutliche Anstiege von bestimmten Stoffgruppen zum Beginn der Holzzersetzung ließen sich auch in Stammstücken finden, die im Rahmen einer Bachelor-Thesis zum selben Projekt im Raum Arnsberg untersucht wurden [GOSS, 2019].

Bei *Thuja plicata* fällt die deutliche Abnahme aller Stoffgruppen im Jahr 2016 auf, während diese im Jahr 2017 wieder auf ein ähnliches Niveau von 2015 ansteigen. Auch sind vor allem die Anteile an phenolischen Verbindungen gegenüber dem lebenden Vergleichsexemplar deutlich vermindert. Ein Grund dafür kann eventuell die in 2016 eingetretene Besiedlung durch verschiedene Pilzarten sein, welche sich dadurch auszeichnet, dass 2016 bereits fünf verschiedene Arten nachgewiesen werden konnten (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“), während 2015 noch keine Xylobionten nachweisbar waren (Deckungsgrad 1,

siehe Anhang Tabelle 62). Unter den Pilzarten befanden sich auch diverse holzzeretzende Pilzarten, wie zum Beispiel *Sistotrema brinkmannii* aber auch Parasiten wie *Climacocystis borealis*. Vermutlich verwenden die Pilze, wie auch diverse andere Mikroorganismen, die natürlich im Holz vorhandenen Verbindungen als Nahrungsquelle und senken deren Gehalt so zunächst ab. Durch das Voranschreiten der Zersetzung werden im späteren Verlauf dann mehr Verbindungen freigesetzt als verbraucht werden, sodass der Gehalt wieder ansteigt. Voraussichtlich wird sich dann im weiteren Verlauf, ähnlich wie bei den anderen untersuchten Baumarten, ein stabiles Verhältnis einstellen.

Für die meisten Baumarten machen Zuckerverbindungen oder phenolische Verbindungen den Hauptbestandteil der Extrakte aus. Diese können für Mikroorganismen und Xylobionten verwertbare Substrate stellen. Die Freisetzung von Substanzen aus abgestorbener organischer Materie ist unter anderem essentiell für biogeochemische Kreisläufe und bestimmte Verbindungen sind maßgeblich für die Bildung von Huminstoffen [HEMPFLING, 1990]. Durch die nachgewiesene Freisetzung einer Vielzahl an Extraktstoffen scheinen diese Stoffkreisläufe auch beim Totholz der hier untersuchten Baumarten abzulaufen und eine Eingliederung der Baumarten in den Wald scheint aus dieser Hinsicht unproblematisch. Im Falle von *Betula maximowicziana* und *Metasequoia glyptostroboides* fallen allerdings die sehr hohen Anteile an Fett- und Harzsäuren und vor allem die der Phytosterine auf. In Abwässern von Papier und Zellstoffbetrieben konnten teilweise große Mengen dieser Verbindungen nachgewiesen werden und es wird der Einfluss dieser Substanzen auf die Umwelt diskutiert [RATIA, 2013]. Zwar wird der Eintrag durch industrielle Produktion wesentlich größer sein als durch natürliche Prozesse, aber sollte diese Tatsache bei der Planung von einem eventuell großflächigen Anbau Berücksichtigung finden.

Die gesammelten Daten zu den Extraktstoffen sollen neben einer Beschreibung von Abbauprozessen hauptsächlich dabei helfen zu entscheiden, ob durch deren eventuelle Freisetzung ein Eintrag in die Umwelt erfolgen kann. Eine mögliche Beeinflussung der Waldböden durch in den Boden gelangte Extraktstoffe wird im Kapitel „chemische Analyse der Bodenproben“ behandelt. Alleine anhand der hier ermittelten Daten zu den Extraktstoffen lässt sich keine Empfehlung für bestimmte Baumarten aussprechen.

Neben einer Analyse der Extraktstoffe können Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen zur Beschreibung der Abbaudynamik des Totholzes mit herangezogen werden und werden daher

ebenfalls für die Baumarten *Abies procera*, *Betula maximowicziana* und *Metasequoia glyptostroboides* durchgeführt. Diese Baumarten wurden ausgewählt, da sich bei diesen unabhängig von den Extraktstoffen bereits deutliche Anzeichen von Zersetzung ausmachen ließen. Eine Beeinflussung des Verhältnisses an Gerüstsubstanzen ist daher nicht unwahrscheinlich.

5.5 Untersuchungen zu den Gerüstsubstanzen

In Holz sind Cellulose und Hemicellulose sowie Lignin die wichtigsten strukturbildenden Bestandteile und zählen zu den sogenannten Gerüstsubstanzen. Die Summe aller unlöslichen Polysaccharide (Cellulose + Hemicellulose) wird dabei als Holocellulose bezeichnet [CAMMACK, 2008]. Um Abbauprozesse besser beschreiben und für die verschiedenen Baumarten vergleichen zu können, ist eine Analyse dieser Gerüstsubstanzen und deren Abbauprodukte notwendig. So haben unterschiedliche Zersetzungsprozesse, durch zum Beispiel Pilze oder Bakterien, teilweise sehr unterschiedliche Einflüsse auf die Abbaudynamik und die abgebauten Substanzen. Neben einer Aussage über die Mechanismen und die Geschwindigkeit, mit denen der Abbau der Gerüstsubstanzen bei nicht heimischen Baumarten erfolgt, lässt sich über eine Bestimmung der Gerüstsubstanzen auch ableiten, inwiefern und wie lange Strukturelemente erhalten bleiben. Strukturegebende Bestandteile werden dabei vor allem von Xylobionten und Insekten als Habitat verwendet. Durch einen Abbau der Gerüstsubstanzen werden zudem Verbindungen freigesetzt, die als Nahrung für Xylobionten dienen, aber auch durch Auswaschungen in die Böden gelangen können. Die Ergebnisse der Untersuchungen werden daher zusammen mit den Ergebnissen aus den Kapiteln „Chemische Analyse der Extraktstoffe“ und „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“ betrachtet.

Die in dieser Arbeit durchgeführten Bestimmungen zu Cellulose, Hemicellulose und Lignin erfolgten exemplarisch beim Totholz von den Koniferen *Abies procera* und *Metasequoia glyptostroboides* sowie der Laubbaumart *Betula maximowicziana*. In den Abteilungen 409 P1 (*Abies procera*), 434 J, 423 E1 (*Metasequoia glyptostroboides*) und 408 N2 (*Betula maximowicziana*) wurde in einigen ausgewählten Stammstücken die Verteilung der Gerüstsubstanzen analysiert. An diesen Baumarten konnten eine Vielzahl an Pilzarten, darunter auch typischen Braun- und Weißfäuleerreger sowie charakteristische Zersetzungsprozesse nachgewiesen werden (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“), sodass eine Beeinflussung der Gerüstsubstanzen zu erwarten ist. Bei den anderen Baumarten ließen sich bislang keine so deutlichen Anzeichen der Zersetzung ausmachen, sodass in diesen Fällen die Untersuchungen

keinen Informationsgewinn liefern. Die Quantifizierung der Gerüstsubstanzen erfolgte aus dem extraktfreien Holz und bezieht sich somit auf die extraktfreie Holzmasse. So können zwar keine absoluten Gehalte, aber das Verhältnis der Gerüstsubstanzen und eine eventuelle Veränderung durch Abbauprozesse beschrieben und mit denen von heimischer Buche und Fichte verglichen werden.

Die Analysen der einzelnen Bestandteile erfolgte anhand von Literatur bekannten nasschemischen Methoden [TAPPI, 2006 / LOURENÇO, 2013 / KÜRSCHNER, 1958 / POLJAK, 1948], welche aber hauptsächlich Anwendung bei unzersetztem Holz finden. Die Anwendbarkeit der Methode auf zersetztes Holz wurde überprüft [TAMCKE, 2018]. Bei stark zersetzten Stammstücken ergeben sich in Summe Anteile der Gerüstsubstanzen unter 100% und bei manchen Stammstücken über 100%. Die Summe der Gerüstsubstanzen sollte in Summe immer 100% ergeben, liegt aber bei stark zersetztem Holz teilweise deutlich darunter. Bei der Bestimmung von Cellulose und Hemicellulose werden Ligninbestandteile mit einer Peroxyessigsäurelösung oxidiert und die Cellulose und Hemicellulose sollten nur geringfügig angegriffen werden [KÜRSCHNER, 1958 / POLJAK, 1948]. Die Bestimmung des Lignins vollzieht sich über eine Hydrolyse mit schwefelsaurer Lösung und einer Spaltung der Cellulose und Hemicellulose. Das Lignin sollte nur geringfügig beeinflusst werden [TAPPI, 2006]. Da die Bestimmungen der Holocellulose und des Lignins in zwei unterschiedlichen Ansätzen erfolgt, scheinen bei zersetztem Holz durch die jeweilige Bestimmungsmethode mehr Teile aus dem Holz gelöst zu werden, als es bei unzersetztem Holz der Fall ist. Wahrscheinlich sind durch die Zersetzung schon viele Strukturbestandteile fragmentiert zu sein und Bindungen gelöst, sodass diese dann, gegenüber dem Zustand in frischem Holz, leichter angreifbar sind. Bei anschließender Auswaage der beiden Ansätze führt dies so zu geringeren Anteilen.

Bei relativ unzersetztem Holz kommt es teilweise zu einem Überbefund an Gerüstsubstanzen. In der Literatur konnte bereits gezeigt werden, dass zum Beispiel eine Wäremebehandlung von Buchenholz mitunter starke Auswirkungen auf den Gehalt an Holocellulose und Klason-Lignin nehmen kann [BROSSE, 2010]. Untersuchungen mittels Py-GCxGC-TOF-MS haben gezeigt, dass in den Rückständen der Cellulose und Hemicellulose noch Bestandteile von Lignin nachgewiesen werden konnten und umgekehrt. Die Methoden wurden in dieser Arbeit validiert und liefern reproduzierbare Ergebnisse (siehe Kapitel „Material und Methoden“), wobei in einer Sechsfachbestimmung für die Bestimmung des Ligningehaltes eine Standardabweichung von 1,26% und für säurelösliches Lignin (ASL) eine Standardabweichung von unter 1% ermittelt

wurde. Für die Bestimmung der Hemicellulose und Cellulose wurde in einer Fünffachbestimmung eine Standardabweichung von ebenfalls unter 1% ermittelt. Der Aschegehalt aller untersuchten Proben liegt weit unter 1% und hat dadurch keine nennenswerte Auswirkung auf die Ergebnisse.

Analysiert wurden sowohl in der Zersetzung fortgeschrittene als auch relativ unzersetzte Stammstücke, sodass möglichst viele Zersetzungsgrade Berücksichtigung fanden. Die Vorgehensweise wird wieder beispielhaft an der Baumart *Betula maximowicziana* für die einzelnen Stammstücke dargestellt. Ein Vergleich der untersuchten Baumarten zueinander sowie mit den heimischen Baumarten erfolgt im Anschluss.

5.5.1 Verteilung der Gerüstsubstanzen an *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke)

Für *Betula maximowicziana* erfolgten in der Abteilung 408 N2 Untersuchungen an den drei Stammstücken 4, 11 und 12. Das Stammstück 4 liegt seit 1984 in der Abteilung und die Stammstücke 11 und 12 seit 2002. Die Bestimmung der Gerüstsubstanzen wurde für die Jahre 2015, 2016 und 2017 durchgeführt. Da es sich bei *Betula maximowicziana* um eine Laubbaumart handelt, muss neben dem säureunlöslichen Klasonlignin auch der Anteil des säurelöslichen Lignins (ASL) bestimmt werden, da das Lignin von Laubhölzern säurelösliche Bestandteile enthält [WAGENFÜHR, 2008]. Eine Darstellung der Ergebnisse ist in Diagramm 14 gegeben:

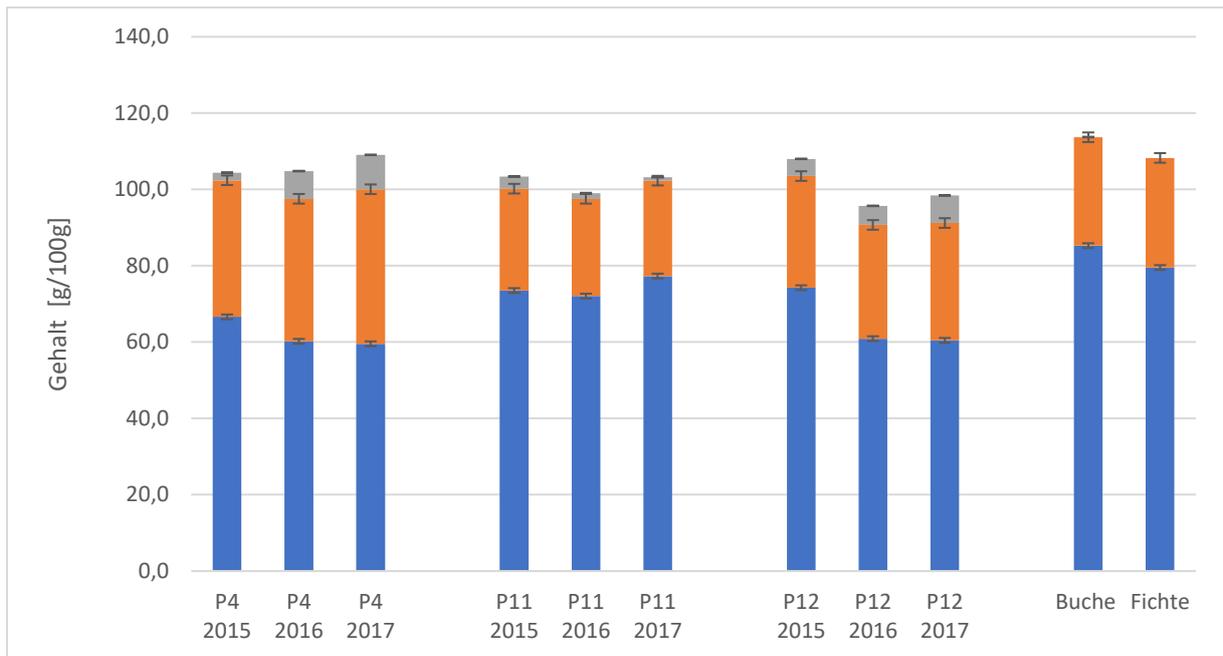


Diagramm 14: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke) - Verteilung der Gerüstsubstanzen

Mit: ASL: säurelösliches Lignin, photometrisch aus saurem Hydrolysat bestimmt [g/100g]

Ligningehalt: Rückstand nach schwefelsaurer Hydrolyse [g/100g]

Hemi-/Cellulosegehalt: Rückstand nach Aufschluss mit Peroxyessigsäurelösung

- ASL
- Ligningehalt
- Hemi-/Cellulosegehalt

Im Falle des Stammstücks 4 kam es innerhalb der drei Jahre zu einer geringfügigen Abnahme des Hemi-/Cellulosegehaltes, was auf eine Zersetzung durch Braunfäulepilze hindeuten kann. Es ließ sich im Zeitraum von 2015 bis 2016 eine Abnahme von 6% verzeichnen. Von 2016 bis 2017 ließ sich eine Abnahme von 1% ausmachen, welche allerdings nur knapp außerhalb der Fehlergrenzen der Bestimmungsmethode (0,63%) lag. Somit kann nicht von einer Veränderung des Gehaltes ausgegangen werden. Die Veränderung des Ligningehaltes scheint charakteristisch für einen Braunfäuleprozess zu sein, da zwischen den Jahren 2016 und 2017 eine Erhöhung des Ligningehaltes von ca. 3% zu verzeichnen war. Das Stammstück 4 liegt in Folge einer Durchforstung seit dem Jahr 1984 auf dem Boden und hatte im Jahr 2013 einen Zersetzungsgrad von 3, welcher 2016 stark auf einen Zersetzungsgrad von 6 anstieg. Der sprunghafte Anstieg im Zersetzungsgrad von 2015 auf 2016 korreliert dabei mit der relativ starken Veränderung in der Verteilung der Gerüstsubstanzen. Auffällig ist, dass der Ligningehalt des Stammstückes 4 gegenüber dem Literaturwert von 24% [AIMI, 2005] mit 35,8% im Jahr 2015 stark

erhöht ist. Auch hat das Stammstück 4 einen wesentlich höheren Anteil an Lignin als die anderen untersuchten Stammstücke sowie Buchen- und Fichtenstammstücke. Das Bestehen einer Braunfäule wird dadurch bestätigt. Allerdings kann durch die hohe Holzfeuchtigkeit des Stammstücks (Vergleich Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“) und die Schattenlage (siehe Anhang Tabelle 51) das Auftreten von Moderfäule nicht ausgeschlossen werden [WAGENFÜHR, 2008]. In den Jahren 2016 und 2017 ließen sich die Folgezersetzer *Mycena acicula*, *Mycena clavularis* und *Chrysomphalina strombodes* [HAIMERL & BACHMEIER (www.123Pilzsuche.de), Stand 2021] auf dem Stammstück finden. Diese können zwar nicht klar als Erreger von Braunfäule identifiziert werden, doch konnte in der Abteilung 408 N2 und auch der Abteilung 435 G1 mehrfach der für Betulinusarten spezifische Braunfäuleerreger *Piptoporus betulinus* [SMITH, 1988] nachgewiesen werden. Bei der kontrollierten Zersetzung von *Betula maximowicziana* mit *Piptoporus betulinus* konnte bereits eine deutliche Abnahme von Holocellulose mit einer zugleich geringen Abnahme von Lignin nachgewiesen werden [SHANG, 2013]. Die Abnahme des Holocellulose-/Ligninverhältnisses von 1,76 auf 1,20 (siehe Tabelle 17) bestätigt zusammen mit dem hohen Zersetzungsgrad nochmals die Annahme eines Braunfäuleprozesses.

Bei Stammstück 11 kam es innerhalb des Untersuchungszeitraums zu einer leichten Änderung im Hemi-/Cellulosegehalt, welcher im Jahr 2017 um ca. 4% höher lag als 2015. Die Gehalte an Lignin und Hemi-/Cellulose sind gegenüber den Literaturdaten von lebender *Betula maximowicziana* nur geringfügig abweichend. Das Stammstück 11 liegt sehr hell und wies eine geringe Holzfeuchtigkeit auf (siehe Anhang Tabelle 53). Der Ligningehalt lag nur knapp über dem Literaturwert von 24% [AIMI, 2005]. Der steigende Gehalt an Hemi-/Cellulose kann einen Hinweis auf stattfindende Weißfäuleprozesse darstellen. Das Auftreten der Weißfäuleerreger *Fomes fomentarius* und *Trametes versicolor* [HAIMERL & BACHMEIER (www.123Pilzsuche.de), Stand 2021] in dieser Abteilung bestätigen die Annahme, dass eine Zersetzung in Form von Weißfäule stattfindet. Es liegt in Folge einer Durchforstung im Jahre 2002 auf dem Boden und hatte im Jahr 2013 einen Zersetzungsgrad von 3, welcher im Jahr 2017 auf 5 anstieg. Dass trotz einer fortschreitenden Zersetzung durch Weißfäuleerreger die Verhältnisse der Gerüstsubstanzen relativ gleichbleiben, konnte bereits an Buchenholz nachgewiesen werden [SEIFERT, 1966]. Hinweise auf stattfindende Weißfäuleprozesse ergeben sich auch aus der Verteilung der Extraktstoffe (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“). Die durch die Weißfäule-

leprozesse frei gesetzten phenolischen Substanzen stiegen im Durchschnitt in beiden untersuchten Abteilungen von *Betula maximowicziana* leicht an und sind dem lebenden Vergleichsexemplar gegenüber erhöht.

Bei Stammstück 12 sank der Hemi-/Cellulosegehalt von 2015 auf 2016 um ca. 13%, während das Verhältnis des Lignins gegenüber der Hemi-/Cellulose von 33,8% auf 38,3% anstieg. Für lebende Exemplare von *Betula maximowicziana* liegt laut Literatur der Cellulosegehalt zwischen 50,7 und 61,3 % [HIGUCHI, 1997] und die Gesamtmenge der unlöslichen Polysaccharide bei 82% [PETTERSEN, 1984]. Durch den im Vergleich zu den Literaturdaten sehr geringen Anteil an Hemi-/Cellulose scheint ebenfalls ein Auftreten von Braunfäuleprozessen stattzufinden. Auch bei diesem Stammstück konnte der Braunfäuleerreger *Piptoporus betulinus* bestimmt werden, welcher auf Stammstück 11 nicht nachzuweisen war. Dabei ist auffällig, dass das Stammstück 12 direkt neben Stammstück 11 und genau so lange liegt. Die Feuchtigkeit des Holzes ist vergleichbar hoch, sodass in diesem Fall der Unterschied in der Zersetzungsdynamik zwischen Stammstück 11 und 12 anhand der Datenlage nicht abschließend geklärt werden kann. Die Exposition der Stammstücke alleine ist daher vermutlich nicht alleine ausschlaggebend für die Xylobiontenbesiedlung und die damit einhergehenden Zersetzungsprozesse.

Bei einem Vergleich mit der heimischen Buche und Fichte fällt auf, dass die Anteile an Hemi-/Cellulose für alle Stammstücke von *Betula maximowicziana* niedriger liegen. Im Falle von Stammstück 4 liegt der Ligningehalt wesentlich höher, während er bei Stammstück 11 und 12 ein vergleichbares Niveau hat. In der Literatur [HIRSCHBERG, 1999] werden für Buche Cellulosegehalte von 50 - 54% und Hemicellulosegehalt von 19 - 24 % beschrieben, wobei der hier ermittelte Gehalt aus der Summe von Hemicellulose und Cellulose mit 85,3% etwas höher liegt. Grund dafür sind vermutlich natürliche Schwankungen. Der ermittelte Ligningehalt liegt mit 28,4% in etwa auf Höhe des Literaturwerts von 19 - 24% [HIRSCHBERG, 1999].

Im Allgemeinen scheinen bei *Betula maximowicziana* sowohl Weißfäule als auch Braun- und Moderfäule aufzutreten, was durch das Auftreten entsprechender Pilzarten bestätigt wird (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“). Deren Einfluss auf die Verteilung der Gerüstsubstanzen ist maßgeblich abhängig vom Alter des Totholzes, kann aber bei vergleichbaren Stammstücken schwanken. Durch Ohkoshi konnte bei *Betula maximowicziana* gezeigt werden, dass beim Auftreten von Weißfäule der Abbau von Polysacchariden und Lignin in vergleichbaren Verhältnissen auftritt, während Lignin bei Braunfäule etwas langsamer abge-

baut wird [OHKOSHI, 1999]. Kawase [KAWASE, 1962] wies für Totholz von *Betula maximowicziana* Verhältnisse von Holocellulose zu Lignin zwischen 1,83 - 3,53 nach, was sich in etwa mit den hier ermittelten Verhältnissen deckt (siehe Tabelle 17). Stammstück 4 liegt im Jahr 2017 deutlich darunter, befindet sich aber auch schon in einem sehr weit fortgeschrittenen Zersetzungsstadium (Zersetzungsgrad 6, siehe Anhang Tabelle 53). Untersuchungen an Buchenstammstücken konnten zeigen, dass der Anteil an Lignin am Ende der Zersetzung zwischen 20 und 40% liegt [BABER, 2016]. Stammstück 4 liegt somit im ähnlichen Bereich am oberen Ende (40,5 %). Die bei *Betula maximowicziana* stattfindenden Zersetzungsprozesse sind also hinsichtlich der Verteilung der Gerüstsubstanzen in etwa mit der heimischen Buche vergleichbar, sodass davon ausgegangen werden kann, dass sich diese Baumart in Bezug auf anfallendes Totholz gut in den heimischen Wald integrieren lässt.

5.5.2 Gegenüberstellung der Verhältnisse der Gerüstsubstanzen

Die ermittelten Ergebnisse für die untersuchten Baumarten sind in Tabelle 17 und die Mittelwerte in Diagramm 15 dargestellt:

Tabelle 17: Gegenüberstellung Verhältnis der Gerüstsubstanzen

		<i>Abies procera</i> , Abt. 409 P1					<i>Betula maximowicziana</i> , Abt. 408 N2			<i>Metasequoia glyptostroboides</i> , Abt. 434 J1 / 432 E1				Buche	Fichte
		P1	P2	P3	P4	P5	P4	P11	P12	P1	P9	P1	P4		
2015	Holocellulose [%]	68,1	66,8	60,0	62,6	53,4	66,6	73,5	74,3	75,8	78,4	60,6	70,0	-	-
	Lignin [%]	38,7	34,6	32,5	28,3	39	37,8	29,9	33,8	35,5	35,9	35,8	34,9	-	-
	Holocellulose/Lignin	1,8	1,9	1,9	2,2	1,7	1,8	2,5	2,2	2,1	2,2	1,7	2,0	-	-
2016	Holocellulose [%]	70,0	70,1	63,4	55,9	50,7	60,2	72,1	60,9	-	-	-	-	-	-
	Lignin [%]	33,6	42,8	32,8	36,2	39,9	44,7	27	34,8	-	-	-	-	-	-
	Holocellulose/Lignin	2,1	1,6	1,9	1,5	1,3	1,4	2,7	1,8	-	-	-	-	-	-
2017	Holocellulose [%]	-	-	-	-	-	59,6	77,3	60,5	71,7	75,6	70,5	69,0	85,3	79,5
	Lignin [%]	-	-	-	-	-	49,5	25,9	38,0	34,1	34,6	33,9	36,5	28,5	28,7
	Holocellulose/Lignin	-	-	-	-	-	1,2	3,0	1,6	2,1	2,2	2,1	1,9	3,0	2,8

Legende: P = Probe / Stammstück

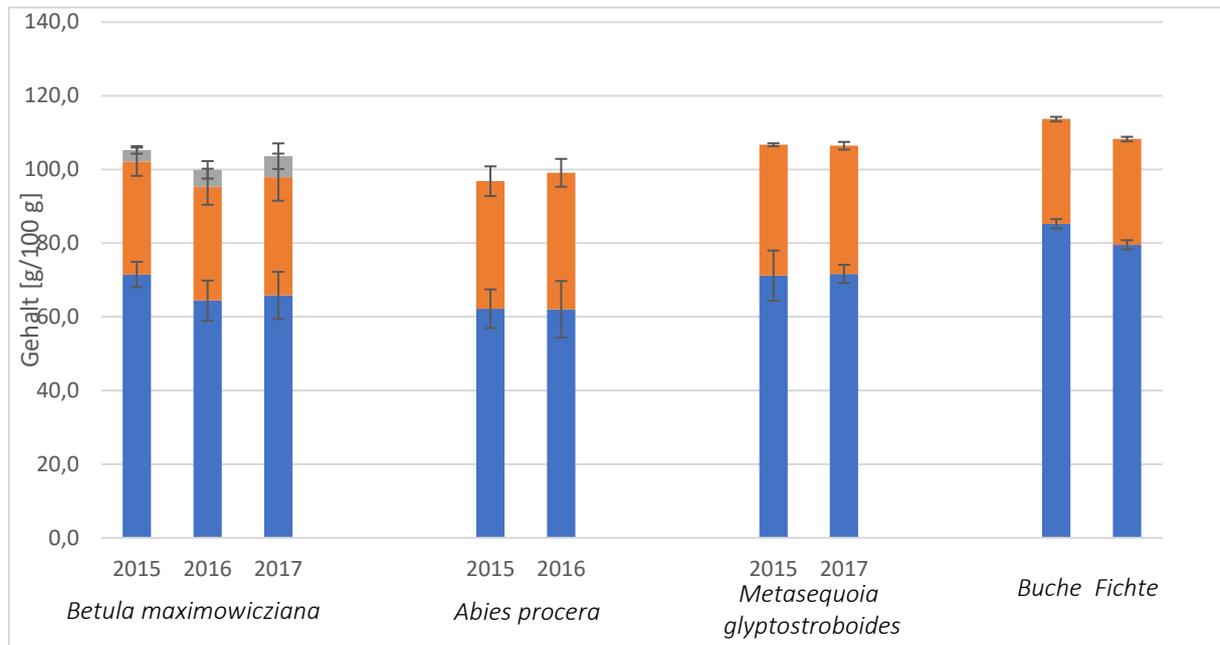


Diagramm 15: Mittlere Gehalte der Gerüstsubstanzen

Mit:

- ASL [%]
- Ligningehalt [g/100g]
- Hemi-/Cellulosegehalt [g/100g]

Bei Betrachtung von Diagramm 15 lässt sich erkennen, dass das Verhältnis der durchschnittlichen Gehalte an Gerüstsubstanzen, unter Berücksichtigung der Fehlergrenzen, für alle Baumarten gleichbleibt. Die Beobachtungen decken sich mit der Analyse der Extraktstoffe (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“), bei denen ebenfalls nur geringe Schwankungen beobachtet werden konnten. Einzelne Stammstücke können zwar sowohl im Gehalt der Gerüstsubstanzen als auch im Gehalt der Extraktstoffe schwanken, durch die Auswahl mehrerer unterschiedlich beschaffener Stammstücke werden diese Schwankungen allerdings in den Mittelwerten berücksichtigt. Bei Betrachtung der einzelnen Stammstücke (siehe Tabelle 17) ergeben sich aber Hinweise auf das Stattfinden von unterschiedlichen Zersetzungsprozessen, wie zum Beispiel Braun- und Weiß- sowie Moderfäule. Bei allen untersuchten Baumarten konnten auch Folgezersetzer und teilweise typische Braun- und Weißfäuleerreger identifiziert werden (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“). Die Struktur der untersuchten Baumarten unterliegt somit einem Abbau, sodass es vermutlich nicht zu einer Unterbrechung von Nährstoffkreisläufen kommen kann. Auch bleiben die Strukturelemente über relativ lange

Zeiträume erhalten, sodass sie als Lebensraum oder Nahrungsgrundlage für verschiedene Xylobionten genutzt werden können. Die ermittelten Ergebnisse stimmen zum größten Teil mit in der Literatur beschriebenen Veränderungen bei heimischer Buche und Fichte überein [BABER, 2016 / FRAVOLINI, 2016]. Auffällig sind bei allen untersuchten Baumarten die im Verhältnis zur Buche und Fichte niedrigeren Gehalte an Holocellulose und leicht erhöhten Gehalte an Lignin. Die beschriebenen Abweichungen sind unter Berücksichtigung der Fehlergrenzen allerdings marginal, sodass es sich vermutlich eher um natürliche Schwankungen handelt.

Es kann also bei den untersuchten Baumarten von einer gleichmäßigen und zu den heimischen Baumarten vergleichbaren Art der Zersetzung ausgegangen werden, welche auch in einem zeitlich ähnlichen Rahmen ablaufen könnte. Alleine durch die Betrachtung der Extraktstoffe und der Gerüstsubstanzen ist das Totholz der nicht standortheimischen Baumarten vergleichbar zu den heimischen Baumarten. Letztendlich muss aber auch überprüft werden, ob die freiwerdenden Substanzen in die Waldböden gelangen und dort gegebenenfalls für Veränderungen sorgen. Eine entsprechende Betrachtung erfolgt im nachstehenden Kapitel.

5.6 Chemische Analyse der Bodenproben

Im folgenden Kapitel werden die Ergebnisse der chemischen Untersuchungen der Bodenproben aufgeführt. Bestimmt wurden die Bestandteile von Bodenproben der Baumarten *Abies procera* (pazifische Edeltanne), *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne), *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum) und *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum). Eine Bestimmung des pH-Wertes erfolgte für die Jahre 2015 bis 2017. Zusätzlich wurden für einige Baumarten der Kohlenstoff- sowie der Stickstoffgehalt der Bodenproben von 2017 bestimmt und diese zum Teil mittels py-GCxGC-TOF-MS untersucht.

Die Entnahme der Bodenproben erfolgte soweit möglich unter den jeweiligen Totholzstammstück aus dem A-Horizont (ca. 15 cm Tiefe). Die Proben wurden analog zur Nummerierung der Totholzstammstücke benannt.

Die einzelnen Stammstücke wurden für die jeweiligen Abteilung so gewählt, dass möglichst viele Umwelteinflüsse, welche sich auf die Zersetzung des Holzes auswirken können, Berücksichtigung finden. Für manche Untersuchungen werden daher die Ergebnisse der einzelnen Stammstücke gemittelt, um für die jeweilige Abteilung oder Baumart aussagekräftige Daten zu

erhalten. Die daraus resultierende Streuung hat keine Aussagekraft über die Messgenauigkeit. Um einen Vergleich der Einflüsse der Totholzzersetzung auf die Waldböden zu haben, wurden Vergleichsbodenproben in den jeweiligen Abteilungen genommen, welche sich entfernt von Totholz befanden. Zudem wurden Bodenproben in der Nähe vom Totholz der heimischen Vergleichsbaumarten genommen und untersucht.

5.6.1 pH-Werte

Für die Beurteilung, ob die Totholzzersetzung der nicht standortheimischen Baumarten einen Einfluss auf den Boden hat, ist eine Betrachtung des pH-Wertes essentiell. Daher wurde der pH-Wert der Bodenproben für die Jahre 2015 bis 2017 untersucht und verglichen. In Diagramm 16 sind die pH-Werte für die jeweilige Baumart und Abteilung aufgeführt. Die pH-Werte aller Bodenproben wurden für die jeweilige Abteilung gemittelt. Die einzelnen Messdaten sind im Anhang aufgeführt:

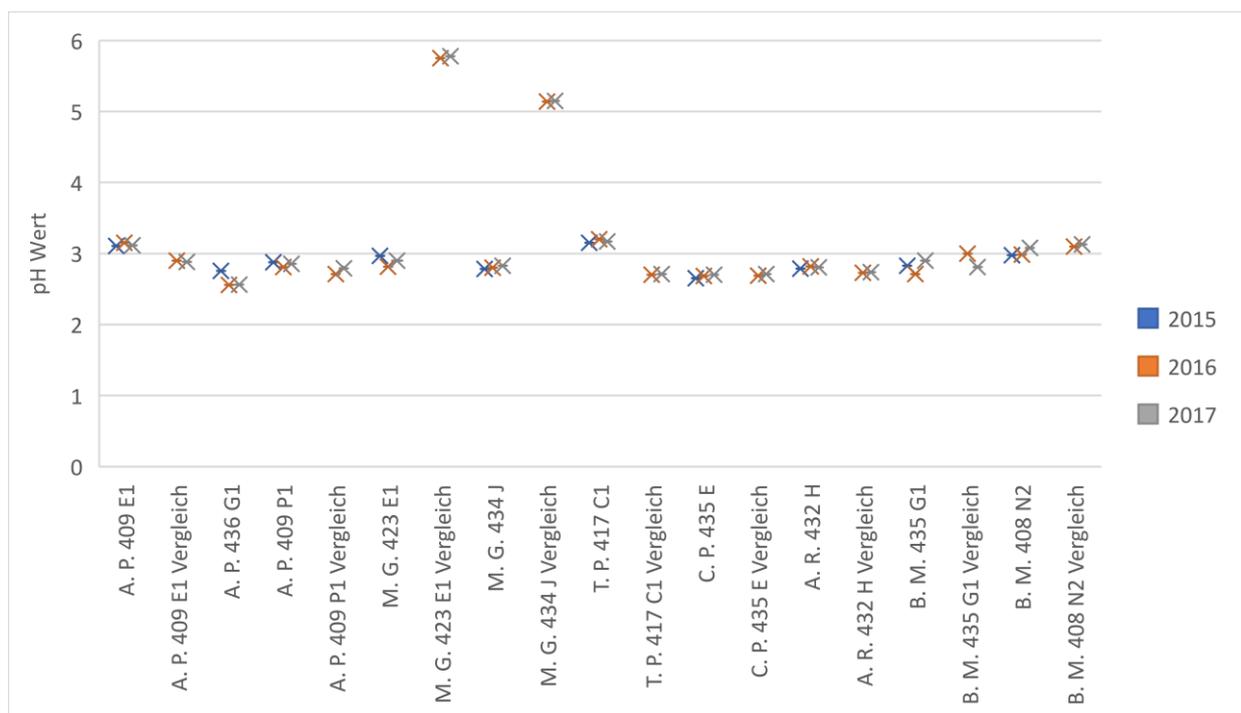


Diagramm 16: Gemittelte pH-Werte der Bodenproben

Mit: A. R.: *Acer rubrum* (Rot-Ahorn), B. M.: *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke), A. P.: *Abies procera* (Pazifische Edeltanne), A. G.: *Abies grandis* (Küstentanne), M. G.: *Metasequoia glyptostroboides* (Urweltmammutbaum), C. P.: *Cryptomeria japonica* (Japanische Sichelanne), T. P.: *Thuja plicata* (Riesenlebensbaum)

Bei einem Vergleich der pH-Werte ist zu erkennen, dass diese für alle Abteilungen in einem ähnlichen Bereich zwischen ungefähr 2,5 und 3,5 liegen und damit relativ sauer sind. Auch bleiben die mittleren pH-Werte in allen Abteilungen für den Zeitraum von 2015 bis 2017 relativ stabil, obwohl es in den meisten Abteilungen teils zu sehr starken Änderungen des Zersetzungsgrades kommt. In der Literatur konnte bereits gezeigt werden, dass es in der Nähe von Totholz zu einem Absinken des pH-Wertes kommt [BŁOŃSKA, 2017]. Die pH-Werte des Bodens sind aber im gesamten Burgholz sehr sauer mit durchschnittlichen Werten zwischen 3,0 - 3,5 [LWH-NRW, 2009], sodass ein zusätzlicher Eintrag von sauren Verbindungen, beziehungsweise deren Bildung aus Totholz, nicht so stark ins Gewicht fällt.

Auffällig sind die beiden Abteilungen 434 J und 423 E1 mit der Baumart *Metasequoia glyptostroboides*. Hier liegen die pH-Werte der Vergleichsproben mit Werten von pH = 5,1 – 5,8 weit über den Bodenproben aus unmittelbarer Nähe zum Totholz. In Abteilung 423 E1 weisen die Stammstücke Zersetzungsgrade von 1 bis 4 auf und deren Oberfläche ist zum Teil stärker erodiert (Oberflächenbeschaffenheit 4), sodass eine Änderung des pH-Wertes durch Zersetzungsprozesse beziehungsweise Auswaschungen begründet sein kann. Die in hohen Anteilen in Extrakten von *Metasequoia glyptostroboides* nachgewiesenen Fett- und Harzsäuren (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“) können durch Auswaschungen in die Böden gelangt und so zu einem Absinken des pH-Wertes geführt haben. Dagegen spricht allerdings, dass bei *Betula maximowicziana* ähnlich hohe Anteile an diesen Verbindungen nachgewiesen wurden und ein vergleichbares Absinken des pH-Wertes trotz teilweise deutlicher Zersetzung gegenüber den Vergleichsproben ausblieb. Ob entsprechende Verbindungen im Boden nachweisbar sind, wird im Abschnitt „Online py-GCxGC-TOF-MS“ behandelt. Zudem lässt sich in der Abteilung 434 J mit *Metasequoia glyptostroboides* ebenfalls ein niedriger pH-Wert beobachten, obwohl hier im selben Untersuchungszeitraum nur geringe Anzeichen von Zersetzung auszumachen waren. So blieb der Zersetzungsgrad innerhalb der drei Jahre bei dem Wert 1, sodass hier Änderungen der pH-Werte durch die Holzzersetzung unwahrscheinlich sind. Zudem ließen sich keine deutlichen Schwankungen im Extraktgehalt oder einzelner Substanzklassen erkennen (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“). Eher scheint in diesem Fall vor allem der Streueintrag durch abgeworfene Nadeln ein ausschlaggebender Faktor zu sein, da *Metasequoia glyptostroboides* selbst im Winter Nadeln verliert [CHU, 1950]. Vor diesem Hintergrund sollte gegebenenfalls in Folgeprojekten die Entwicklung des pH-Wertes bei *Metasequoia glyptostroboides* über einen längeren Zeitraum beobachtet werden.

Um den Einfluss der Totholzzersetzung auf den Boden-pH-Wert zu untersuchen, werden diese in Verbindung mit den nach Wozniowski [WOZNIIEWSKI, 2009] bestimmten Zersetzungsgraden diskutiert. In Diagramm 17 sind die Ergebnisse der Korrelationsuntersuchung für die Baumarten *Acer rubrum*, *Abies procera*, *Betula maximowicziana* und *Metasequoia glyptostroboides* aufgeführt. Für die Baumarten *Cryptomeria japonica* und *Thuja plicata* gab es zu wenige Unterschiede in den Zersetzungsgraden, um sinnvolle Korrelationen durchzuführen.

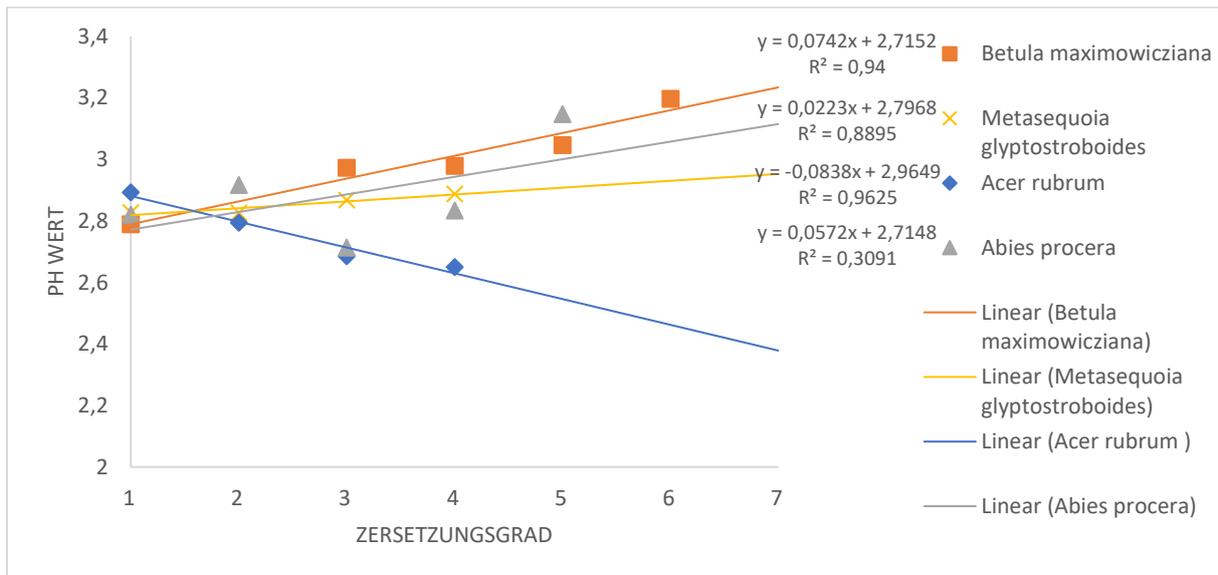


Diagramm 17: pH-Wert aufgetragen gegen den Zersetzungsgrad

Bei Betrachtung des Diagramms lassen sich zunächst für einige Baumarten scheinbar Zusammenhänge zwischen der Zersetzung und dem pH-Wert erkennen. So steigt bei den Baumarten *Betula maximowicziana* und *Metasequoia glyptostroboides* der pH-Wert leicht mit der Zersetzung an, was durch die relativ hohen Bestimmungsmaße von 0,94 und 0,89 deutlich wird. Allerdings ließ sich bei der Durchführung einer einfaktoriellen Varianzanalyse für beide Baumarten kein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen dem Zersetzungsgrad und dem pH-Wert ausmachen ($p\text{-Wert}_{\text{Bet. max.}} = 0,95$, $p\text{-Wert}_{\text{Met. Glyp.}} = 0,84$, Signifikanzniveau 0,05, siehe Kapitel „Material und Methoden“). Auch im Fall von *Acer rubrum* deutet sich zunächst ebenfalls ein starker Zusammenhang des pH-Wertes mit dem Zersetzungsgrad an, was auch durch eine hohes Bestimmungsmaß von 0,96 deutlich wird. Hier ist aber im Gegensatz zu den anderen Baumarten eine Abnahme des pH-Wertes zu verzeichnen. Ein statistisch signifikanter Zusammenhang konnte auch in diesem Fall nicht bestätigt werden ($p\text{-Wert}_{\text{Ac. rub.}} = 0,64$). Bei *Abies procera* lässt sich kein linearer Zusammenhang zwischen der Zersetzung und dem pH-Wert

ableiten. Allerdings gibt es einen statistisch deutlichen Zusammenhang zwischen dem Zersetzungsgrad und dem pH-Wert ($p\text{-Wert}_{\text{Abies proc.}} = 0,00002$). Die im Vergleich zu den anderen Baumarten sehr schnelle Zersetzung (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“) scheint einen gewissen Einfluss auf den pH-Wert des Bodens zu haben, wobei dieser sehr gering ausfällt. Das Ergebnis deckt sich auch mit den Untersuchungen zum Extraktgehalt von *Abies procera*, da auch hier ein Zusammenhang zwischen dem Zersetzungsgrad und dem Extraktgehalt bestimmt werden konnte ($p\text{-Wert} = 0,03$, Signifikanzniveau 0,05, siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“). Es kann also davon ausgegangen werden, dass es bei der Zersetzung von *Abies procera* zu einem Eintrag von Extraktstoffen in den Boden kommt, was sich allerdings innerhalb des Untersuchungszeitraums nur unwesentlich auf den pH-Wert auswirkte.

Die Ergebnisse der Untersuchungen stehen in einem gewissen Widerspruch zu aktueller Literatur, in der eine Unabhängigkeit des pH-Wertes von Mineralböden durch Totholz beschrieben wird [KRZYSZOWSKA-WAITKUS, 2006 / PANAYOTOV, 2016]. Bei den anderen untersuchten Baumarten kann man anhand der vorliegenden Daten davon ausgehen, dass keine Veränderung des Boden pH-Wertes durch die voranschreitende Holzzersetzung erfolgt. Ein Anbau dieser Baumarten scheint also hinsichtlich des pH-Wertes der Waldböden kein Problem darzustellen, allerdings empfehlen sich für die Baumarten *Abies procera* und *Metasequoia glyptostroboides* Untersuchungen über einen längeren Zeitraum. Hierfür bietet der Versuchsaufbau ideale Bedingungen, sodass zu einem späteren Zeitpunkt neue Bodenanalysen durchgeführt werden können.

5.6.2 Elementaranalysen

Durch eine elementaranalytische Bestimmung der Elemente Kohlenstoff und Stickstoff können Rückschlüsse auf die Menge und Typ von Humus im Boden gemacht werden [NINNEMANN, 2007]. Für die Baumarten *Abies procera*, *Betula maximowicziana*, *Metasequoia glyptostroboides* und *Thuja plicata* wurden einige der Proben aus dem Jahr 2017 sowie die entsprechenden Vergleichsproben hinsichtlich ihrer elementaren Zusammensetzung untersucht. Dabei wurde darauf geachtet, dass eine möglichst große Varianz bei den Zersetzungsgraden der entsprechenden Totholzstammstücke besteht, um repräsentative Werte für eine Abteilung zu erhalten. Dementsprechend wurden nach Möglichkeit Stammstücke mit hohen und niedrigen Zersetzungsgraden ausgewählt. Im Falle der Abteilung 409 E1 mit *Abies procera* ist die Zersetzung schon weit

fortgeschritten, sodass allen Stammstücken der Zersetzungsgrad 5 zugeordnet wurde. In den Abteilungen 434 J mit *Metasequoia glyptostroboides* und 417 C1 mit *Thuja plicata* war bis 2017 kaum äußerliche Zersetzung zu beobachten, sodass allen Stammstücken ein Zersetzungsgrad von 1 zugeordnet wurde. Die ausgewählten Stammstücke und deren Zersetzungsgrad sind in Tabelle 18 aufgeführt:

Tabelle 18: Bodenproben mit Zersetzungsgrad des entsprechenden Stammstücks

Baumart	Abteilung	Bodenprobe entsprechend Stammstück	Zersetzungsgrad (2017)
<i>Abies procera</i> (pazifische Edeltanne)	409 E1	1	5
		4	5
		5	5
		7	5
		10	5
		Vergleich	-
<i>Abies procera</i> (pazifische Edeltanne)	409 P1	1	3
		2	4
		3	3
		4	3
		5	4
		Vergleich	-
<i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke)	408 N2	2	3
		4	6
		5	6
		9	3
		Vergleich	-
<i>Metasequoia glyptostroboides</i> (Urweltmammutbaum)	434 J	1	1
		2	1
		3	1
		4	1
		10	1
		Vergleich	-
<i>Thuja plicata</i> (Riesenebensbaum)	417 C1	1	1
		2	1
		3	1
		4	1
		5	1
		6	1
		Vergleich	-

5.6.3 Humusgehalt

Der durchschnittliche Kohlenstoffgehalt in Humus beträgt 58 % [KUNTZE, 1994]. Anhand dieses Wertes und den bestimmten Kohlenstoffgehalten lassen sich die Humusgehalte der Bodenproben nach Formel 1 bestimmen. Die gemittelten Humusgehalte der Bodenproben sowie der Vergleichsproben sind für die jeweilige Abteilung in Diagramm 18 und die Ergebnisse der einzelnen Stammstücke im Anhang aufgeführt:

$$\text{Humusgehalt [\%]} = \frac{C - \text{Gehalt [\%]}}{58 \%} * 100 \% \quad \text{Formel 1 [Kuntze, 1994]}$$

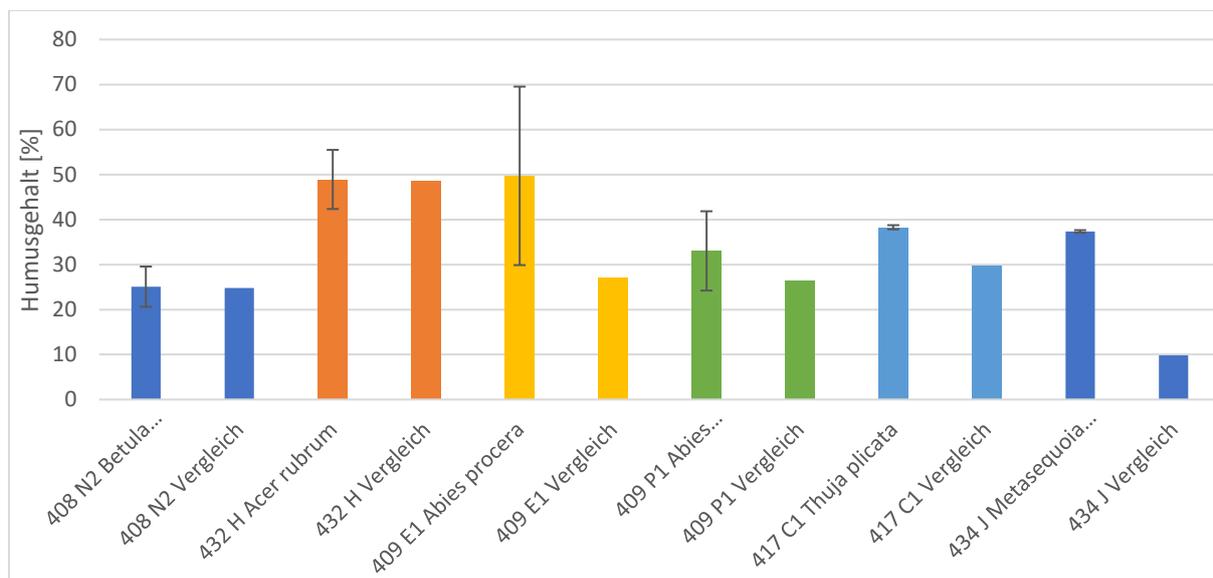


Diagramm 18: Gemittelter Humusgehalt

Es lässt sich entnehmen, dass in den meisten Abteilungen ein Humusgehalt in einem Bereich zwischen ca. 25 und 40 % bestimmt wurde. Eine Ausnahme davon bilden die Abteilung 409 E1 mit *Abies procera* und die Abteilung 432 H mit *Acer rubrum*, bei denen der mittlere Humusgehalt ungefähr 50 % beträgt. Auffällig ist im Fall der Abteilung 409 E1 auch, dass der gemittelte Humusgehalt deutlich über dem der Vergleichsprobe liegt, zudem fällt eine sehr starke Streuung auf. Dies kann einer schon weit fortgeschrittenen Zersetzung der Stammstücke geschuldet sein. Allen Stammstücken dieser Abteilung wurde im Jahr 2017 ein Zersetzungsgrad von 5 zugeordnet, was bereits mit einem Ablösen von Teilen des Holzes einhergeht [WOZNIEWSKI, 2009]. Durch die sehr rasche Zersetzung innerhalb von 8-9 Jahren (2017) und die hohen Zersetzungsgrade kommt es vermutlich zu einem starken Eintrag von organischer Substanz in den Boden, was sich in einem starken Anstieg des Kohlenstoff- und somit

des Humusgehaltes auswirkt. Der zuvor beschriebene Eintrag durch die Extraktstoffe trägt wahrscheinlich zu einer Erhöhung des Kohlenstoffgehaltes mit bei. In der Abteilung 409 P1 scheint es auch zu einem leichten Anstieg des Humusgehaltes zu kommen. In dieser Abteilung liegt der mittlere Humusgehalt zwar nur leicht über dem der Vergleichsprobe, doch sind die Zersetzungsgrade der Stammstücke in dieser Abteilung geringer (Zersetzungsgrad 3 – 4), sodass es in dieser Abteilung noch nicht zu einem Herauslösen von größeren Holzstücken gekommen ist. Bei *Abies procera* scheint es daher in relativ kurzer Zeit durch Holzzersetzung zu einem Eintrag von organischer Substanz in die Böden zu kommen, was unter anderem mit dem Absinken des Extraktstoffgehaltes korreliert (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“).

Bei *Betula maximowicziana* sind zum Teil sehr hohe Zersetzungsgrade in der Abteilung 408 N2 zu verzeichnen (Zersetzungsgrad von 6), der Kohlenstoffgehalt beziehungsweise Humusgehalt ist aber niedriger als in Abteilung 409 E1 mit *Abies procera*. Allerdings braucht das Holz im Vergleich zu *Abies procera* mit ca. 13 – 14 Jahren (2017) wesentlich länger bis es verrottet. Eingetragene Substanz wird wahrscheinlich schon seit längerer Zeit weiter zersetzt und zu großen Teilen als CO₂ abgegeben. So kommt es gerade am Ende der Zersetzung zu einer erhöhten CO₂ Freisetzung [LAGOMARSINO, 2021]. Bei *Abies procera* kommt es bedingt durch die Holzstruktur vermutlich zu einer schnelleren Erhöhung im Zersetzungsgrad, Holzreste verbleiben aber vermutlich länger im Boden unter dem Totholz und erhöhen so den Kohlenstoffgehalt. In der Literatur konnte bereits gezeigt werden, dass eine erhöhte Anzahl an Pilzarten mit einer erhöhten Freisetzung von CO₂ korreliert [KAHL, 2017]. Dies könnte auch hier zutreffen, da auf *Betula maximowicziana* wesentlich mehr Pilzarten nachzuweisen waren als auf *Abies procera* (siehe Kapitel „Ergebnisse der ökologischen Untersuchungen“).

Bei den Baumarten *Acer rubrum* und *Thuja plicata* sind die Streuungen der Werte gering und die gemittelten Humusgehalte sind auch in etwa mit denen der jeweilige Vergleichsproben vergleichbar. Bei *Acer rubrum* lässt sich ein sehr hoher Humusgehalt verzeichnen, wobei die Zersetzung der Stammstücke noch nicht so weit fortgeschritten ist wie bei *Betula maximowicziana* und die Stammstücke auch seit wesentlich kürzerer Zeit auf dem Boden liegen (Fälljahr 2014). Der hohe Humusgehalt spricht für eine geringe Mineralisierungsrate des Bodens und es lässt sich auch kein nennenswerter Unterschied zu dem Humusgehalt der Vergleichsprobe ausmachen. Die unterschiedlichen Humusgehalte von *Acer rubrum* und *Betula maximowicziana* sind

daher wahrscheinlich weniger auf die Einflüsse der Totholzzersetzung zurückzuführen und es scheint, dass allgemein bei Laubbäumen eine Beeinflussung des Humusgehaltes gering ausfällt.

Bei *Metasequoia glyptostroboides* ist der gemittelte Humusgehalt aller Bodenproben in unmittelbarer Nähe zum Totholz ungefähr dreimal so hoch wie der der Vergleichsprobe. Ihr Humusgehalt liegt mit 10 % deutlich tiefer als in den Vergleichsproben in den anderen Abteilungen, welche Humusgehalte zwischen ca. 25 und 30 % aufweisen. Der pH-Wert der Vergleichsprobe war mit einem Wert von ca. 5,2 ebenfalls auffällig hoch. Ob es einen Zusammenhang zwischen dem hohen pH-Wert und dem hohen Humusgehalt gibt, lässt sich anhand der Datenlage nicht abschließend klären. Jedenfalls sind die Stammstücke der Abteilung 434 J mit einem Zersetzungsgrad von 1 nicht so stark zersetzt, dass es zu einem Eintrag von organischer Substanz durch Herauslösen von Holz kommen kann. Auch ist der Humusgehalt mit dem von *Thuja plicata* fast identisch, wobei es sich bei *Thuja plicata* ebenfalls um eine Konifere handelt und die Zersetzungsgrade in Abteilung 417 C1 ebenfalls sehr niedrig sind (Zersetzungsgrad 1). Die ermittelten Ergebnisse werden zusammen mit den nachstehenden Untersuchungen zum Kohlenstoff/Stickstoff-Verhältnis betrachtet.

5.6.4 Kohlenstoff/Stickstoff-Verhältnis

Über das Verhältnis des Kohlen- und Stickstoffgehaltes lassen sich Aussagen über den Humifizierungsgrad und die Art eines Bodens machen. Außerdem kann eine Angabe über die Qualität der Streuschicht gemacht werden [BŁOŃSKA, 2017]. Diagramm 19 zeigt die Kohlenstoff-/Stickstoff-Verhältnisse für die Untersuchungsabteilungen. Die Ergebnisse für die einzelnen Bestimmungen sind im Anhang aufgeführt.

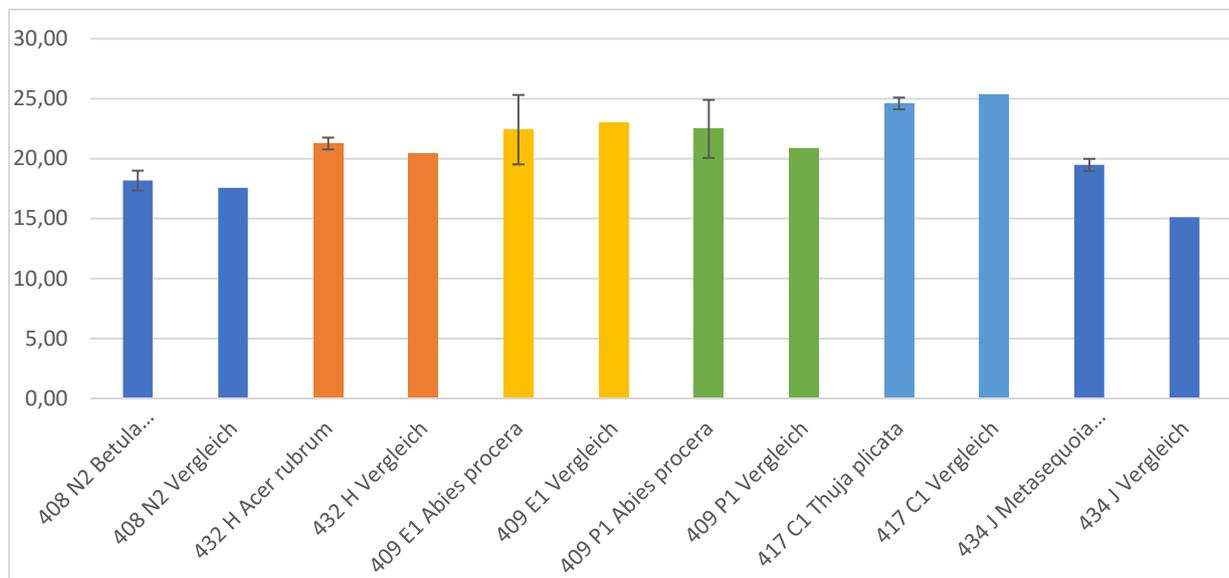


Diagramm 19: Gemitteltetes C/N-Verhältnis

Innerhalb der einzelnen Untersuchungsabteilungen sind die gemittelten C/N-Verhältnisse der nicht standortheimischen Baumarten mit denen der jeweiligen Vergleichsproben in etwa vergleichbar. Lediglich bei *Metasequoia glyptostroboides* ist das C/N-Verhältnis etwa 5 % höher als das der Vergleichsprobe. Bei einem Vergleich zwischen den einzelnen Baumarten fallen die teilweise unterschiedlichen C/N-Verhältnisse auf, welche in Tabelle 19 aufgeführt sind. Die unterschiedlichen Gehalte scheinen weniger auf Totholzersetzungsprozesse als auf Eintrag durch Streuschicht zurückzuführen zu sein.

Tabelle 19: Bereich des C/N-Verhältnisses

Baumart	C/N-Verhältnis
<i>Betula maximowicziana</i>	15-20
<i>Acer rubrum</i>	20-22
<i>Abies procera</i>	20-25
<i>Thuja plicata</i>	20-25
<i>Metasequoia glyptostroboides</i>	15-20

Mineralböden weisen in der Regel geringere C/N-Verhältnisse auf als frische organische Rückstände [BLACK, 1995]. Das durchschnittliche C/N-Verhältnis steigt in Folge von einem Eintrag durch organische Substanz an, während es bei einer voranschreitenden Mineralisierung

und dadurch sinkenden Kohlenstoffgehalt fällt. Das C/N-Verhältnis ist demnach davon abhängig, ob die Mineralisierungsrate eines Bodens oder der Eintrag von organischer Substanz überwiegt [JOHNSON & CURTIS, 2001].

Der Boden in Abteilung 434 J mit *Metasequoia glyptostroboides* hat mit einem C/N-Verhältnis von 15 – 20 ein relativ niedriges Verhältnis, welches mit dem von *Betula maximowicziana* vergleichbar ist. Das niedrige C/N-Verhältnis scheint ein Hinweis auf einen hohen Humifizierungsgrad zu sein, sodass es sich bei der vorhandenen Humus-Art um Mull handelt [SCHROEDER, 1992]. Obwohl durch den Eintrag von Nadeln von *Metasequoia glyptostroboides* viel organisches Material in die Streuschicht des Bodens eingebracht wird, scheinen diese nur schwer und langsam abgebaut zu werden und somit wahrscheinlich hauptsächlich im A-Horizont zu verbleiben. Dabei kann diese Art der Streuschicht aufgrund ihrer Struktur und Größe nur schwer in tiefere Bodenschichten gelangen, um dort das C/N-Verhältnis maßgeblich zu beeinflussen. Diese Ergebnisse werden auch durch den verhältnismäßig kleinen Humusgehalt der Abteilung 434 J deutlich (siehe Diagramm 18), welcher auf einen höheren Verlust an Kohlenstoff durch Mineralisierung hinweist, als durch Neueintrag in den Boden gelangen kann. Nadeln von *Metasequoia glyptostroboides* enthalten höhere Konzentrationen an Lignin und sind so schwerer zersetzbar [HANSSON, 2011]. Die hohen Anteile an Lignin in den Nadeln tragen vermutlich zur Bildung relativ vieler Huminsäuren bei, was den niedrigen pH-Wert gegenüber den Vergleichsproben erklären kann (siehe Diagramm 16).

Die beiden Koniferen *Abies procera* und *Thuja plicata* und die Laubbaumart *Acer rubrum* haben von allen Baumarten das höchste C/N-Verhältnis, was auf einen hohen Anteil an Detritus hinweist. Der Eintrag von frischer organischer Materie scheint gegenüber der Mineralisierungsrate des Oberbodens erhöht zu sein, was im Fall von *Abies procera* und *Acer rubrum* auch durch die hohen Zersetzungsgrade und den damit verbundenen Holzeintrag erklärt werden kann. Bei *Thuja plicata* ist bedingt durch die hohen Ligningehalte von Koniferen-Nadeln die Kohlenstoffakkumulation in Form von Huminstoffbildung höher als beim Eintrag von Laubbäumen [OSONO, 2006]. Die Unterschiede zwischen *Abies procera*, *Thuja plicata* und *Metasequoia glyptostroboides* scheinen an einem höheren Anteil an schwer zersetzbaren Nadeln bei *Metasequoia glyptostroboides* zu liegen. Die Nadeln von *Thuja plicata* gelten laut aktueller Literatur als gut zersetzbar und tragen, besonders in Mischung mit Laubbaumarten, zu einer Verbesserung der Böden bei [LWH-NRW, 2009].

Die C/N-Verhältnisse von *Acer rubrum* und *Betula maximowicziana* liegen etwas unter denen von *Abies procera* und *Thuja plicata*. Die Unterschiede sind wahrscheinlich auf eine andere Zusammensetzung der Streuschicht zurückzuführen. Die Blätter der Laubbaumarten sind für Bodenorganismen leichter zugänglich und werden schneller zersetzt als Nadeln [OSONO, 2006]. Durch die schnelle Zersetzung und der nährstoffreichen Zusammensetzung der Blätter kommt es zu einer schnelleren Mineralisierung, welche sich durch einen höheren Kohlenstoffverlust und somit in einem geringeren C/N-Verhältnis äußert. Das C/N-Verhältnis von *Acer rubrum* liegt etwas höher als das von *Betula maximowicziana*. Ein Grund dafür kann sein, dass durch die wesentlich längere Zeit, in der die Stammstücke von *Betula maximowicziana* auf dem Boden liegen schon eine Umsetzung des organischen Materials zu erfolgte, während bei *Acer rubrum* noch relativ frisches Material im Boden vorkommt.

Zusammenfassend lassen sich Einflüsse der Totholzzersetzung auf die Waldböden feststellen, welche baumartspezifisch und abhängig von den Zersetzungsgraden der Totholzstammstücke zu sein scheinen. Während sich bei *Betula maximowicziana* und *Acer rubrum* keine vom Zersetzungsgrad abhängige Beeinflussung verzeichnen lässt, scheint diese bei *Abies procera* stark ausgeprägt zu sein. In aktueller Literatur lässt sich ebenfalls ein Zusammenhang zwischen der Kohlenstoffakkumulation von Waldböden und verschiedenen Zersetzungsstadien von Biotropholz in der unmittelbaren Nähe finden [BŁOŃSKA, 2017]. Bei *Metasequoia glyptostroboides* lässt sich aufgrund der Datenlage kein eindeutiger Rückschluss über einen Zusammenhang der Totholzzersetzung und einer Anreicherung von Humus im Boden machen. Obwohl es zu einer Anreicherung von organischer Substanz im Boden zu kommen scheint, ist es wahrscheinlich, dass dieser Einfluss hauptsächlich auf den Eintrag von abgeworfenem Material, wie zum Beispiel Ästen oder Nadeln zurückzuführen ist.

Aufgrund der Datenlage lässt sich generell ein Unterschied zwischen Nadel- und Laubbäumen vermuten, was allerdings nicht abschließend geklärt werden kann und weitere Untersuchungen sinnvoll erscheinen lässt. Auch in der Literatur lässt sich bislang kein Unterschied hinsichtlich der Beeinflussung der Böden durch Zersetzung von Totholz von Nadel- und Laubbäumen finden. Eine Veränderung der Bodenzusammensetzung durch Totholz von Koniferen in der borealen Klimazone war bereits Gegenstand intensiver Forschung, wobei bislang wenig über Auswirkungen in der gemäßigten Klimazone bekannt ist [BŁOŃSKA, 2017/ PANAYATOV, 2016

/ KRZYSZOWSKA-WAITKUS, 2006 / BRAIS, 2012 / SPEARS, 2003]. Ergebnisse aus anderen Klimazonen sind, aufgrund der starken Abhängigkeit der Holzzersetzung von klimatischen Einflüssen nicht auf mitteleuropäische Bedingungen übertragbar [BRADFORD, 2014].

5.6.5 Online py-GCxGC-TOF-MS

Einige der Bodenproben wurden über eine online-Pyrolyse untersucht. Es wurde eine zweidimensionale gaschromatographische Trennung und eine anschließende massenspektrometrische Detektion durchgeführt. Diese Untersuchungen sollen Aufschluss darüber geben, welche Substanzen gegebenenfalls durch Holzzersetzung in die Böden gelangen. Da bei der Pyrolyse von organischem Material mehrere hundert Produkte entstehen, wurden in der vorliegenden Arbeit nur die Hauptprodukte charakterisiert. Peaks, die sich nicht eindeutig zuordnen ließen, wurden bei der Auswertung daher nicht berücksichtigt. Um zu überprüfen, ob die Zusammensetzung der Böden maßgeblich verändert wird, ist die Bestimmung der Hauptprodukte allerdings ausreichend.

Bei der gewählten Pyrolysemethode ist eine quantitative Probenaufgabe nur bedingt möglich (siehe Kapitel „Material und Methoden“). Die Bewertung der Messungen ist daher nur qualitativ und eventuelle Vergleiche zwischen Proben nur über das Verhältnis der Peakhöhen möglich.

Die Pyrolyse erfolgte in Anlehnung an Fachliteratur bei einer Temperatur von 500 °C [HEMPFLING, 1990 / JIMÉNEZ-MORILLO, 2016] und die Identifizierung der Substanzen über einen Abgleich mit der NIST-Datenbank und Literaturdaten. Zur besseren Identifizierung der entstandenen Verbindungen wurden die Substanzen Cellulose und Lignin zum Vergleich pyrolysiert und die Hauptspaltungsprodukte charakterisiert (siehe Kapitel „Material und Methoden“).

In dem nachfolgenden Abschnitt sind die Ergebnisse der Pyrolyse von den Waldbodenproben aufgeführt. Untersucht wurden Bodenproben der Baumarten *Abies procera*, *Betula maximowicziana*, *Metasequoia glyptostroboides*, *Thuja plicata* und die entsprechenden Vergleichsböden in den Untersuchungsabteilungen. Für die Laubbaumart *Betula maximowicziana* werden die Ergebnisse für die Abteilung 408 N2 exemplarisch dargestellt. Für alle untersuchten Baumarten wird im Anschluss eine Übersicht aufgeführt, die einen Vergleich der gebildeten Verbindungen erlaubt. Für die einzelnen Baumarten sind die nachgewiesenen Verbindungen sowie die entsprechenden Pyrogramme im Anhang aufgeführt.

5.6.6 Pyrolyse der Bodenproben von *Betula maximowicziana* (Lindenblättrige Birke) Abteilung 408 N2

Aus Abteilung 408 N2 wurden die Bodenproben der Totholzstammstücke 2, 4, 5 und 9 sowie die Vergleichsprobe untersucht. Zusätzlich wurden in dieser Abteilung auch Bodenproben aus dem Bereich der Totholzstammstücke der heimischen Buche und der Fichte untersucht. In der Tabelle 20 sind die identifizierten Hauptpyrolyseprodukte zusammengefasst. Produkte, welche in allen Proben nachweisbar waren, sind rot markiert. Die entstandenen Verbindungen wurden analog der Ergebnisse aus der Messung der Reinsubstanzen ihrem Ursprung nach eingeteilt. Zusätzlich ließen sich in den Bodenproben einige stickstoffhaltige Verbindungen bestimmen, welche auf Proteine und Peptide zurückzuführen sind. Zudem ließen sich auch diverse Alkane, Alkansäuren und Aldehyde nachweisen, welche Bestandteile von Fetten und Wachsen darstellen [HEMPFLING, 1990 / JIMÉNEZ-MORILLO, 2016 / BUURMAN, 2007].

Tabelle 20: Identifizierbare Hauptpyrolyseprodukte der Bodenproben in der Abteilung 408 N2

	Proben TH	Vgl. (Abt.)	Vgl. (B)	Vgl. (F)
Produkte aus Kohlenhydraten				
2-Methylfuran	X	X	X	X
2,5-Dimethylfuran	X	X	X	X
3-Furaldehyd	X	X	X	X
Furfural	X	X	X	X
2-Propylfuran	X	-	-	-
5-Methyl-2(3H)-furanon	X	X	X	X
2-Ethyl-5-methylfuran	X	-	-	-
2-Cyclopentene-1,4-dion	-	X	X	-
Acetylfuran	X	X	X	X
2(5H)-Furanon	X	X	X	X
2-Hydroxy-2-cyclopenten-1-on	X	-	X	X
5-Methyl-2(5H)-furanon	X	-	-	-
5-Methylfurfural	X	X	X	X
3,4-Dihydro-6-methyl-2H-pyran-2-on	X	-	-	-
3-Methyl-1,2-cyclopentanedion	X	X	X	X
Levogluosenon	X	X	X	X
Maltol	X	X	X	X
3-Hydroxy-2,3-dihydromaltol	X	-	-	-
3-Ethyl-2,4(3H,5H)-furan-dion	X	-	-	-
Hydroxymaltol	X	-	-	-
1,4:3,6-Dianhydro- α -D-gluco-pyranose	X	X	X	X
Levogluosan	X	X	X	X

Produkte aus Lignin				
Styrol	X	X	X	X
Benzaldehyd	X	X	X	-
Acetophenon	X	X	X	X
2-Methylphenol	-	-	X	-
4-Methylphenol	X	X	X	X
Guajacol	X	X	X	X
Naphtol	-	X	-	-
2-Acetylphenol	X	X	-	-
4-Ethylphenol	X	X	-	X
4-Methylguajacol	X	-	X	X
4-Acetoxystryrol	X	X	X	-
4-Ethylguajacol	X	X	-	-
5-Acetoxyethylfurfural	-	X	-	-
4-Vinylguajacol	X	X	X	X
Syringol	X	X	X	X
Eugenol	X	X	X	X
Vanillin	X	X	X	X
<i>cis</i> -Isoeugenol	X	-	X	X
<i>trans</i> -Isoeugenol	X	X	X	X
Acetovanillon	X	X	-	-
Vanillinsäuremethylester	X	-	X	-
2-Propiovanillon	X	-	X	-
Syringaldehyd	X	-	-	-
Methoxyeugenol	-	X	X	X
Acetosyringol	X	-	X	X
Produkte aus Proteinen				
N-Methylpyrrol	X	X	X	X
Pyrrol	X	-	X	-
1H-Pyrrole-2,5-dion	-	X	-	-
Benzylnitril	X	X	X	-
1-Indanon	X	-	-	-
Indol	X	-	-	X
4-Methyl-1H-indol	X	-	-	-
Produkte aus Lipiden				
Octanal	-	-	-	X
Hexansäure	X	X	X	X
Heptansäure	X	X	X	X
Nonanal	X	-	-	X
Octansäure	X	X	X	X
8-Nonensäure	X	X	X	X
Nonensäure	X	X	X	X
1-Tridecen	X	-	-	-

Produkte verschiedener Ursprünge				
Benzol	X	X	X	X
Toluol	X	X	X	X
Phenol	X	X	X	X
Pyridin	X	X	X	X

Legende: X = vorgekommen, X (rot) = in allen Proben am Totholz vorgekommen, - = nicht vorgekommen, Proben (TH) = Totholz eingeführter Baumarten, Vgl. (Abt.) = Vergleichsprobe der spezifischen Abteilung, Vgl. (B) = Vergleichsprobe Buchenstamm, Vgl. (F) = Vergleichsprobe Fichtenstamm

Zusammenfassend ergibt sich für *Betula maximowicziana*:

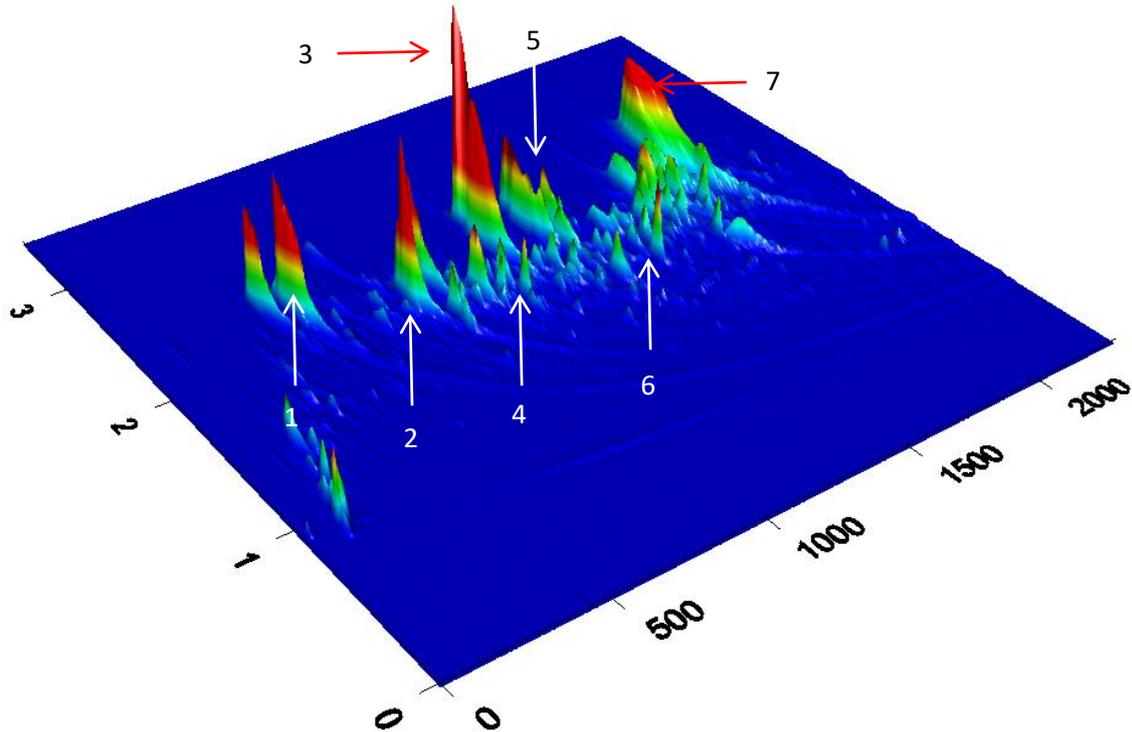
In den Bodenproben konnten 22 verschiedene Substanzen auf Kohlenhydrat-, 25 auf Lignin-, sieben auf Protein- und acht Substanzen auf Lipidbasis identifiziert werden. Außerdem konnten vier Substanzen bestimmt werden, die sich nicht einer der genannten Substanzklassen zuordnen lassen. Insgesamt konnten 66 verschiedene Produkte nachgewiesen werden. Die Verbindungen Benzol, Toluol und Phenol können allgemein bei Pyrolysereaktionen entstehen, gerade auch bei der Pyrolyse von Lignin und zum Teil aus Kohlenhydraten und Proteinen [HEMPFLING, 1990].

In den Proben unter den Totholzstammstücken von *Betula maximowicziana* ließen sich 20 Hauptprodukte ausmachen, welche in der Vergleichsprobe, die fernab von Totholz gezogen wurde, nicht auftraten. Bei diesen Substanzen handelt es sich größtenteils um Kohlenhydrate und phenolische Verbindungen, welche durch den Abbau von Cellulose und Lignin freigesetzt worden sein können und dann in den Boden gelangten. Einen weiteren Hinweis darauf, dass diese Substanzen vermutlich in Verbindung mit der Holzzersetzung oder zumindest bedingt durch die Nähe zum Totholz auftreten, ist, dass unter diesen Verbindungen nur neun sich ebenfalls nicht in den Proben der relativ unzersetzten Buche und Fichte bestimmen ließen. Neben natürlichen Schwankungen der Bodenzusammensetzung können diese Differenzen eventuell auf die unterschiedlichen Zersetzungsstadien der Stammstücke zurückzuführen sein. Gerade bei den phenolischen Verbindungen ließen sich einige Substanzen wiederfinden, die auch in den Extraktstoffen nachgewiesen werden konnten (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“). Die meisten dieser phenolischen Verbindungen wie zum Beispiel Vanillin ließen sich auch in den Vergleichsproben finden, sodass nicht davon ausgegangen werden kann, dass diese durch die Holzzersetzung der untersuchten Stammstücke in den Boden gelangten. Sechs phenolische Verbindungen konnten nicht in der Vergleichsprobe, aber in den Proben von *Betula*

maximowicziana und Buche sowie Fichte bestimmt werden, was ein Anzeichen für einen Eintrag durch Holzzersetzung darstellt. Unter den Zuckerverbindungen fanden sich sieben Verbindungen, welche in keiner der Vergleichsproben auftraten. Es besteht daher die Annahme, dass diese bedingt durch eine wesentlich längere Zersetzungszeit des Holzes (seit 1984 bzw. 2002) gebildet worden sind. Zuckerverbindungen, die in den Extraktstoffen identifiziert wurden, ließen sich nicht direkt in den Bodenproben nachweisen. Allerdings werden diese Verbindungen durch den Einsatz der Pyrolyse auch schnell in andere Verbindungen umgewandelt (siehe Kapitel „Material und Methoden“, Abschnitt „Pyrolyse von Standardsubstanzen“). Aus der Gruppe der Lipide ließen sich fast alle Verbindungen auch in den Vergleichsproben wiederfinden. Harzsäuren, Sterole oder auch das für Birken typische Betulin (siehe Kapitel „Chemische Untersuchung der Extraktstoffe“) fanden sich mit der gewählten Methode nicht. Es lässt sich allerdings nicht ausschließen, dass diese Verbindungen durch den Einsatz der Pyrolyse zerstört werden.

Die 30 Produkte, welche in allen Bodenproben von *Betula maximowicziana* identifiziert wurden ließen sich auch in mindestens einer Vergleichsprobe wiederfinden. Somit handelt es sich bei diesen Produkten nicht um für die Zersetzung von *Betula maximowicziana* charakteristische Zersetzungsprodukte.

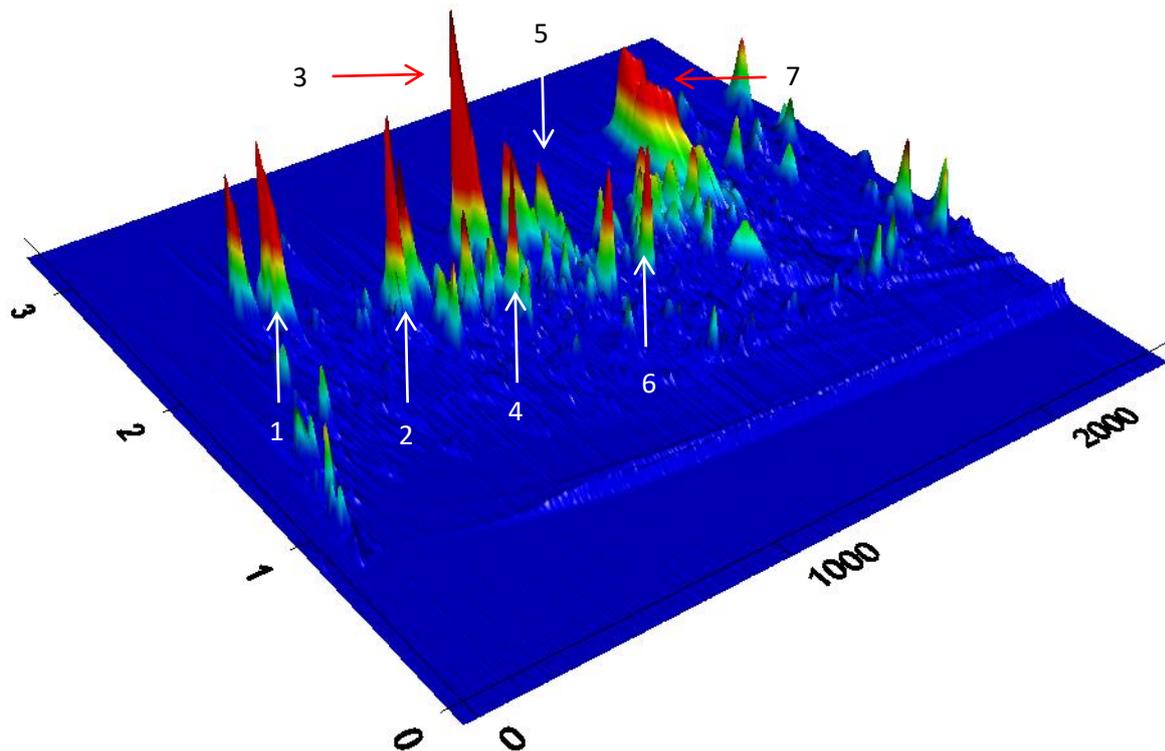
Im Folgenden ist ein dreidimensionales Pyrogramm einer Bodenprobe aus der Abteilung 408 N2 aufgeführt:



Pyrogramm 1: Pyrogramm von Bodenprobe 9 in Abteilung 408 N2, (*B. maximowicziana*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose (Peak 5), Vinylguajacol (Peak 6) und Levoglucosan (Peak 7)

Bei Betrachtung von Pyrogramm 1 lassen sich die signalintensivsten Peaks Substanzen aus der Gruppe der Kohlenhydrate zuordnen. Bei diesen handelt es sich um Furfural (Peak 1), Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), 1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose (Peak 5) und Levoglucosan (Peak 7). Die im Verhältnis zum Furfural-Peak (Peak 1) sehr intensiven Peaks der dehydratisierten Glucose (Peaks 3, 5 und 7) können ein Anzeichen für das Vorhandensein partiell abgebauter Cellulose und Hemicellulose im Boden darstellen, da bei fortgeschrittener Zersetzung eine Verschiebung des Produktspektrums hin zu Furanverbindungen erfolgt (siehe Kapitel „Material und Methoden“). Eine klare Korrelation zwischen den entstehenden Pyrolyseprodukten und den Zersetzungsgraden der Stammstücke kann allerdings ohne eine quantitative Bestimmung nicht erfolgen. Die Peaks der phenolischen Verbindungen weisen eine verhältnismäßig geringe Intensität auf, wobei Guajacol (Peak 4) und Vinylguajacol (Peak 6) dabei die Hauptprodukte darstellen. Für einen Vergleich ist nachfolgend das Pyrogramm der Vergleichsbodenprobe aufgeführt:



Pyrogramm 2: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 408 N2 (*B. maximowicziana*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose (Peak 5), Vinylguajacol (Peak 6) und Levoglucoson (Peak 7)

Bei einem Vergleich zwischen der Bodenprobe von *Betula maximowicziana* und der Vergleichsprobe lassen sich keine Produkte ausmachen, welche für die Zersetzung von *Betula maximowicziana* charakteristisch sein könnten. Dennoch lassen sich semiquantitative Unterschiede in den Hauptpyrolyseprodukten erkennen. Bei Betrachtung von Pyrogramm 2 lässt sich feststellen, dass die Peaks der Ligninabbauprodukte im Verhältnis größer sind als die Peaks in der Bodenprobe vom Totholz. Dies kann durch Akkumulation von mikrobiell stabileren Ligninresten in Form von Dauerhumus [SCHROEDER, 1992 / HELLBERG-RODE, 2004] und den Eintrag von frischem organischem Material geschehen, was sich in einer Verschiebung des Kohlenhydrat-Lignin-Verhältnisses äußert. Dieses Material scheint aus der Totholzzersetzung zu stammen, wobei nur ein geringer Eintrag erfolgen kann, da wie zuvor beschrieben sich keine wesentliche Erhöhung des Kohlenstoff-/Stickstoffverhältnisses gegenüber der Vergleichsprobe beobachten ließ.

5.6.7 Abteilungsübergreifende Darstellung

In der Tabelle 21 sind für alle untersuchten Baumarten die identifizierten Hauptpyrolyseprodukte aus der jeweiligen Abteilung dargestellt. Es werden nur die Produkte aufgeführt, die in allen Proben der jeweiligen Abteilung nachweisbar waren, da diese als baumartcharakteristische Abbauprodukte herangezogen werden können. Daraus soll eine eventuelle Beeinflussung der Böden durch die Totholzzersetzung oder Eintrag aus der Streuschicht untersucht werden und gegebenenfalls Unterschiede zwischen den Baumarten oder Nadel- und Laubhölzern abgeleitet werden.

Tabelle 21: Pyrolyseprodukte Abteilungsübergreifende Darstellung

Abteilung	408 N2	409 E1	409 P1	434 J	417 C1
Baumart	<i>B. maxi-mowicziana</i>	<i>A. procera</i>	<i>A. procera</i>	<i>M. glyptostroboides</i>	<i>T. plicata</i>
Produkte aus Kohlenhydraten					
2-Methylfuran	X	X	X	X	X
Furfural	X	X	X	X	-
5-Methyl-2(3H)-furanon	X	-	-	-	-
Acetylfuran	X	-	-	-	-
2-Hydroxy-2-cyclopenten-1-on	X	-	-	-	-
5-Methylfurfural	X	-	X	X	-
Levogluosenon	X	X	X	X	X
Maltol	X	X	X	X	-
1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose	X	X	X	X	X
Levoglucosan	X	X	X	X	X
Produkte aus Lignin					
Benzaldehyd	X	X	-	-	-
Acetophenon	X	X	X	X	X
4-Methylphenol	-	X	-	-	-
Guajacol	X	X	X	X	X
4-Ethylphenol	-	-	-	X	-
4-Methylguajacol	X	X	X	X	X
4-Acetoxytyrol	X	X	X	X	X
4-Ethylguajacol	-	X	-	-	X
4-Vinylguajacol	X	X	X	X	X
Syringol	-	X	X	X	-
Eugenol	X	X	-	X	X
Vanillin	X	X	X	X	X
<i>cis</i> -Isoeugenol	-	X	-	X	X
<i>trans</i> -Isoeugenol	X	X	X	X	-

Acetovanillon	-	X	-	X	X
Vanillinsäuremethylester	-	X	X	-	-
2-Propiovanillon	-	-	-	X	X
Methoxyeugenol	-	-	-	X	-
Acetosyringol	X	X	X	X	-
Produkte aus Proteinen					
N-Methylpyrrol	X	-	-	-	-
Pyrrol	-	-	X	-	-
Benzylnitrit	X	X	-	X	-
Indol	-	X	-	-	-
Produkte aus Lipiden					
Hexansäure	X	-	-	-	-
Heptansäure	X	X	X	-	-
Octansäure	X	X	X	X	X
8-Nonensäure	X	-	X	-	-
Produkte verschiedener Ursprünge					
Benzol	X	X	X	X	X
Toluol	X	X	X	X	-
Phenol	X	X	X	-	-
Pyridin	X	-	-	-	-

Legende: X = in allen Bodenproben an den Totholzstämmen vorhanden, - = nicht in allen Bodenproben an den Totholzstämmen vorhanden

Bei einem Vergleich der einzelnen Hauptpyrolyseprodukte fallen für die Baumarten Unterschiede in der Bodenzusammensetzung auf. Durch die Unterschiede in der qualitativen Zusammensetzung der Kohlenhydrat- und Ligninbestandteile lassen sich Rückschlüsse auf den Eintrag durch die Holzzersetzung und die Streuschicht machen. Im Falle von *Betula maximowicziana* lässt sich abteilungsübergreifend die größte Anzahl an kohlenhydratbasierten Verbindungen nachweisen, wobei zehn der identifizierten Substanzen nachgewiesen werden konnten. Bei *Abies procera* konnten in den beiden Abteilungen jeweils sechs und sieben der kohlenhydratbasierten Verbindungen nachgewiesen werden, während bei *Metasequoia glyptostroboides* ebenfalls sieben bestimmt wurden.

Bei den Pyrolyseprodukten, die auf Ligninbestandteile zurückzuführen sind, fallen die Unterschiede in den einzelnen Abteilungen etwas stärker aus. Von den identifizierten Hauptpyrolyseprodukten lassen sich nur sechs Verbindungen abteilungsübergreifend in allen Bodenproben

und den Vergleichsproben nachweisen. Dabei handelt es sich um die Verbindungen Acetophenon, Guajacol, 4-Methylguajacol, 4-Acetoxytyrol, 4-Vinylguajacol und Vanillin. Daraus lassen sich allerdings weder Unterschiede zwischen den einzelnen Baumarten noch zwischen Laub- und Nadelhölzern ableiten. Bei diesen Verbindungen handelt es sich um allgemeine Pyrolyseprodukte des Lignins [RODRIGUES, 1999 / ALVES, 2006].

Für *Metasequoia glyptostroboides* wurden in Abteilung 434 J 21 Hauptpyrolyseprodukte identifiziert, welche sich in den Bodenproben der Totholzstammstücke, aber nicht in der Vergleichsprobe nachweisen ließen. Dabei handelt es sich vor allem um Alkane, Alkene und Fettsäuren. Die nachgewiesenen Fettsäuren werden durch Abspaltung aus Fetten freigesetzt. Die Beobachtung deckt sich mit den Ergebnissen der Extraktstoffbestimmung (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“) bei der in Abteilung 434 J in den Totholzstammstücken ein Hauptteil der Extraktstoffe auf Substanzen mit lipoidem Charakter fällt. Alkene fallen bei der Pyrolyse durch Wasserabspaltung von Alkoholen an und ungeradzahlige Alkane entstehen vor allem bei der Pyrolyse epicuticularer Wachse [HEMPFLING, 1990 / BUURMAN, 2007]. Diese stammen wahrscheinlich aus einem Eintrag von Nadeln. Bei Betrachtung des Pyrogramms der Bodenprobe 2 (siehe Anhang Pyrogramm 7) lässt sich feststellen, dass es sich bei den Peaks mit den höchsten Intensitäten hauptsächlich um ligninbasierte Pyrolyseprodukte handelt. Bei den Verbindungen auf Kohlenhydratbasis haben die Verbindungen Furfural und 5-Methylfurfural die stärksten Signale. Da das Signal von Levoglucosan im Verhältnis zu den Furanderivaten verhältnismäßig klein ist, kann man von einem fortgeschrittenen Abbau der kohlenhydrathaltigen Bestandteile im Boden ausgehen (siehe Kapitel „Material und Methoden, Abschnitt Pyrolyse von Standardsubstanzen“). Der Neueintrag von kohlenhydrathaltigen Bestandteilen muss demnach gering sein. Bestätigt wird diese Vermutung auch durch die Humusgehalte der Abteilung 434 J, aus denen sich Hinweise für einen hohen Humifizierungsgrad und eine relative Anreicherung von phenolischen Verbindungen aus dem Ligninabbau ergeben. Bei der Analyse der Vergleichsprobe (siehe Anhang Pyrogramm 8) lässt sich eine ähnliche Zusammensetzung wie die der Bodenprobe 2 feststellen, welche repräsentativ für alle Bodenproben der Abteilung 434 J ist. Dabei ist aufgrund des geringen Zersetzungsgrades der Stammstücke (Zersetzungsgrad 1) keine deutliche Veränderung der Bodenzusammensetzung zu erwarten. Wie auch die Ergebnisse der Kohlenstoff-/Stickstoffbestimmungen verdeutlichen, scheinen in dieser Abteilung keine signifikanten Einträge aus der Totholzzersetzung zu erfolgen.

Bei *Abies procera* ließen sich in der Abteilung 409 E1 sechs Ligninpyrolyseprodukte identifizieren, die in der Abteilung 409 P1 nicht nachweisbar waren. Es konnten aber alle Substanzen, die in Abteilung 409 P1 bestimmt wurden, auch in Abteilung 409 E1 nachgewiesen werden. Die Stammstücke der Abteilung 409 E1 weisen deutlich höhere Zersetzungsgrade auf, sodass das unterschiedliche Produktspektrum auf die voranschreitende Holzzersetzung zurückgeführt werden kann. Dies bestätigen auch die aus der Kohlenstoffgehaltsbestimmung abgeleiteten Ergebnisse, dass es bei *Abies procera* zu einem Eintrag von organischer Materie in den Waldböden kommt.

In Abteilung 417 C1 mit *Thuja plicata* ließ sich eine deutliche Dominanz der Kohlenhydrathaltigen Bestandteile ausmachen, wobei die Peaks von Levoglucosenon und Levoglucosan die stärksten Signale haben (siehe Anhang Pyrogramm 9). Da diese Peaks im Verhältnis zu den Furanderivaten sehr intensiv sind, gibt es einen Hinweis auf ein Vorhandensein von Cellulose und Hemicellulose im Boden. Dies scheint weniger die Folge der Totholzzersetzung zu sein, da die Stammstücke in dieser Abteilung noch nahezu unzersetzt scheinen (Zersetzungsgrad 1). Auch die sehr geringen Ligninanteile sprechen gegen einen Eintrag von organischem Material aus der Holzzersetzung. Vielmehr scheinen hier die Nadeln von *Thuja plicata* die hauptsächliche Eintragsquelle von organischer Substanz darzustellen. Diese gelten als sehr gut zersetzbar [LWH-NRW, 2009] und weisen damit wahrscheinlich auch einen niedrigeren Ligningehalt als zum Beispiel die Nadeln von *Metasequoia glyptostroboides* auf. Die Ergebnisse aus der Abteilung 417 C1 scheinen die Annahme einer baumartabhängigen Beeinflussung der Böden zu bekräftigen, die aber größtenteils unabhängig von der Totholzzersetzung zu sein scheint. Der Vergleich der Totholzprobe mit der Vergleichsprobe zeigt wesentlich geringere Signalstärken in der Vergleichsprobe, was allerdings auch in der Art der Probenaufgabe begründet liegen kann. Generell sind die beiden Pyrogramme bezüglich der Zusammensetzung und der Verhältnisse der Peaks zueinander aber vergleichbar. Auffällig ist der sehr intensive Peak 6 (siehe Anhang Pyrogramm 10), welcher als Bibenzyl identifiziert werden konnte. Dieser ist in der Vergleichsprobe sehr stark und konnte auch in den Totholzprobe nachgewiesen werden. Bibenzyl konnte in keiner der Proben der anderen Baumarten nachgewiesen werden und scheint wahrscheinlich eher in Folge einer Verunreinigung aufzutreten und nicht als typische Bodensubstanz.

Bei *Betula maximowicziana* handelt es sich um die einzige Laubbaumart, an der Pyrolyse-Untersuchungen durchgeführt wurden. Deren Blätter haben einen im Vergleich zu Koniferen niedrigeren Ligningehalt, aber relativ höheren Cellulosegehalt [HANSSON, 2011 / OSONO, 2006].

Daraus resultiert ein relativ höherer Eintrag von Cellulose, der durch das Abwerfen der Blätter im Winter verstärkt wird. Durch die gleichzeitig bessere biologische Verwertbarkeit von Laubblättern kommt es zu einer größeren Bandbreite an unterschiedlich stark zersetzter Cellulose im Boden, was sich durch eine Zunahme an Pyrolyseprodukten verdeutlicht (siehe Tabelle 21) [BLUME, 2009 / KUNTZE, 1994]. Die Verbindungen 2-Methylfuran, Levoglucosenon, 1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose und Levoglucosan konnten in allen Bodenproben und den Vergleichsproben identifiziert werden. Diese waren auch die signalintensivsten Verbindungen bei der Pyrolyse der Standardsubstanz (siehe Kapitel „Material und Methoden, Abschnitt Pyrolyse von Standardsubstanzen“). Diese Substanzen können daher als Marker für einen Celluloseeintrag in Böden herangezogen werden, wodurch sich allerdings nicht abschließend klären lässt, in welcher Form der Eintrag der Cellulose erfolgt. Ob die Verbindungen 5-Methyl-2(3H)-furanon, Acetylfuran und 2-Hydroxy-2-cyclohexen-1-on, die ausschließlich bei *Betula maximowicziana* nachzuweisen waren, charakteristisch für Laubhölzer sind, kann eventuell erst nach weiteren Analysen bestätigt werden. Wie bereits für *Betula maximowicziana* beschrieben, fanden sich keine Hinweise auf den Eintrag von Verbindungen mit Sterolstruktur oder auch Betulin, welche in den Extrakten nachgewiesen wurden (siehe Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“). Der Einfluss dieser Verbindungen auf die Umwelt war bereits Teil von Forschungen [RATIA, 2013]. Allerdings muss berücksichtigt werden, dass diese Verbindungen durch den Einsatz der Pyrolyse zerstört werden können. Bei *Metasequoia glyptostroboides* mit ähnlich hohen Anteilen an Harz-, Fettsäuren und Sterinen in den Extrakten konnten keine Verbindungen mit Sterolstruktur nachgewiesen werden.

Die Verbindungen aus der Gruppe der stickstoffhaltigen Verbindungen variieren zwischen den Abteilungen sehr deutlich. Die Eintragswege in den Boden können nicht deutlich abgegrenzt werden, da zum Beispiel Proteine sowohl durch Pflanzen als auch durch Pilze, Bakterien und Tiere in den Boden gelangen können. Selbes gilt auch für die verschiedenen Verbindungen mit lipoidem Charakter, die ubiquitär auftreten und daher nicht für eine Beurteilung des Einflusses von Totholz auf Böden herangezogen werden können [SAIZ-JIMENEZ, 1986].

Unter Berücksichtigung aller Daten finden sich Hinweise auf den Einfluss der verschiedenen Baumarten auf die Waldböden. Dieser Einfluss scheint, bis auf bei *Abies procera*, weniger auf die Zersetzung von Totholz zurückzuführen zu sein und insgesamt betrachtet als unkritisch. Im Fall von *Metasequoia glyptostroboides* sollten aber weitere Untersuchungen, insbesondere zur

Entwicklung des pH-Wertes durchgeführt werden. Für die anderen Baumarten ergibt sich anhand der vorliegenden Daten kein Hinweis auf eine negative Beeinflussung der Bodenqualität.

6 Zusammenfassung und Diskussion

Innerhalb des Untersuchungszeitraumes von 2015 bis 2017 lassen sich bei allen untersuchten Baumarten Veränderungen der untersuchten Totholzstammstücke verzeichnen. Die beobachteten Veränderungen treten in Folge von fortschreitenden Zersetzungsprozessen auf und äußern sich je nach untersuchter Baumart unterschiedlich stark. Auch lassen sich bei allen Baumarten verschiedene Xylobiontenarten nachweisen, wobei die gefundene Artenzahl ebenfalls stark zwischen den einzelnen Baumarten variiert.

Bei den untersuchten Nadelholzarten hat sich die Pazifische Edeltanne (*Abies procera*) im Vergleich zu den anderen nicht heimischen Baumarten mit Abstand am schnellsten zersetzt. Bei ihr sind die untersuchten Stammstücke schon nach ca. 10 Jahren fast vollständig abgebaut, was mit der Zersetzungsdauer der heimischen Fichte vergleichbar ist [NIESE, 2013]. In den beiden Abteilungen 416 D1 mit der Küstentanne (*Abies grandis*) und 434 J mit dem Urweltmammutbaum (*Metasequoia glyptostroboides*) zeigten die untersuchten Totholzstammstücke zumindest Ansätze einer einsetzenden Zersetzung, die sich vor allem durch einen sehr starken Anstieg des Deckungsgrades mit Xylobionten äußerte. Im Falle von *Metasequoia glyptostroboides* konnte zudem am stehenden Totholz in der Abteilung 423 E1 eine deutliche Zunahme der Zersetzung beobachtet werden, welche auch zum Umfallen einiger Stämme führte. Beim Riesenlebensbaum (*Thuja plicata*) und der Japanischen Sichelanne (*Cryptomeria japonica*) konnten innerhalb des Untersuchungszeitraumes nur geringe Veränderungen der Totholzstammstücke ausgemacht werden. Diese äußerten sich vor allem durch ein Ablösen der Rinde und eine Besiedlung durch einen Rindenpilz. Im Vergleich zu den anderen Baumarten ist die Zersetzung langsamer abgelaufen. Deshalb wird eine Verlängerung des Untersuchungszeitraumes als sinnvoll erachtet.

Bei den untersuchten Laubbaumarten wie der Lindenblättrigen Birke (*Betula maximowicziana*) und dem Rot-Ahorn (*Acer rubrum*) ließ sich eine gleichmäßig fortschreitende Zersetzung ausmachen, die in etwa mit der Zersetzungsgeschwindigkeit von heimischer Buche vergleichbar ist [LACHAT, 2019 / KAHL, 2017]. Aufgrund der vergleichbar ablaufenden Zersetzung zur

heimischen Buche stellen diese beiden Baumarten unter diesem Aspekt eine gute Ergänzung für die Waldgemeinschaft dar.

Für alle untersuchten Baumarten konnte eine Besiedlung durch Xylobionten festgestellt werden. Diese Besiedlung zeigte sich am deutlichsten in der Abteilung 435 G1 (*Betula maximowicziana*). Die noch jungen Stammstücke (Jahr der Fällung: 2013) zeigten bislang nur leichte Zersetzungserscheinungen, wiesen aber von allen untersuchten Abteilungen, mit einer Anzahl von insgesamt 17 unterschiedlichen Arten im Jahr 2017, die meisten Xylobiontenarten auf. *Betula maximowicziana* wurde auch in Abteilung 408 N2 mit insgesamt 16 Arten im Jahr 2016 von überdurchschnittlich vielen verschiedenen Arten besiedelt. Der Unterschied in der Artenvielfalt zwischen den überwiegend dunkel gelegenen Stammstücken der Abteilung 408 N2 im Vergleich zu den hell gelegenen Stammstücken der Abteilung 435 G1 fällt gering aus. Allerdings variiert die Zusammensetzung der identifizierten Arten etwas, sodass gesamt betrachtet für *Betula maximowicziana* 25 verschiedene Arten an Moosen, Pilzen und Flechten gefunden wurden. *Acer rubrum* wurde innerhalb der drei Jahre von insgesamt 14 verschiedenen Arten besiedelt. Bei den Nadelbäumen wurden auf *Metasequoia glyptostroboides* mit 15 Arten die meisten unterschiedlichen Xylobionten gefunden. In diesem Fall war die Artenzahl in der Abteilung 434 J mit überwiegend hell gelegenen Stammstücken wesentlich höher als in Abteilung 423 E1, in welcher die Stämme nur wenig Licht ausgesetzt waren. Die Artenzahlen von *Abies grandis* und *Abies procera* sind mit 12 und 14 verschiedenen Arten in etwa vergleichbar, während auf *Thuja plicata* und *Cryptomeria japonica* jeweils insgesamt nur fünf, beziehungsweise sechs verschiedene Xylobionten bestimmt werden konnten. Im selben Untersuchungszeitraum konnten an den Vergleichsstammstücken der heimischen Buche und Fichte insgesamt neun beziehungsweise vier verschiedene Xylobiontenarten nachgewiesen werden. Durch das relativ geringe Alter (Fälldatum 2016) kann aber nur ein bedingter Vergleich erfolgen und eine weitere Beobachtung der Stammstücke ist erforderlich. Zur Besiedlung heimischer Baumarten durch Xylobionten liegen aber Untersuchungen in der Literatur vor, die für einen Vergleich herangezogen werden können. So konnten in einer Studie, durchgeführt im Hainich-Dün Nationalpark, der Schorfheide und der Schwäbischen Alb an 13 verschiedenen Baumarten und 1031 Stammstücken insgesamt 97 Pilzarten nachgewiesen werden [BABER, 2016]. Berücksichtigt man die im Vergleich kleinen Untersuchungsareale im Burgholz, die relativ kurze Anbauzeit der nicht standortheimischen Baumarten und die wesentlich geringe Anzahl an untersuchten Stammstücken, sind die hier nachgewiesenen Artenzahlen als hoch einzuschätzen. Für zukünftige Unter-

suchungen könnten zudem ergänzend zur Fruchtkörperbestimmung andere Verfahren herangezogen werden. So konnten in einem Folgeprojekt im Nationalpark Hainich nachträglich 1254 verschiedene Organismen mittels moderner Erbgutanalysen identifiziert werden [PURAHONG, 2017]. Die im Rahmen dieser Arbeit untersuchten Nadelholzarten *Abies grandis*, *Abies procera*, *Metasequoia glyptostroboides* und die Laubbaumarten *Acer rubrum* und *Betula maximowicziana* stellen für diverse Moose, Pilze und Flechten besonders geeignete Habitate dar und können einen Beitrag zur Erhaltung und Förderung der Biodiversität in Wäldern leisten. *Thuja plicata* und *Cryptomeria japonica* sind anhand der vorliegenden Ergebnisse diesbezüglich weniger geeignet. Da die Zersetzungsprozesse und Besiedlung verzögert eintreten, kann sich aber zu einem späteren Zeitpunkt ein anderes Bild ergeben.

Bei den chemischen Untersuchungen zum Extraktgehalt konnte im Falle von *Betula maximowicziana* und *Metasequoia glyptostroboides* statistisch keine direkte Einflussnahme der Zersetzung auf den Extraktgehalt festgestellt werden. Auch konnte keine eindeutige zeitliche Veränderung innerhalb des Untersuchungszeitraumes beobachtet werden. Für *Abies procera* hingegen wurde ein statistischer Zusammenhang zwischen dem Extraktgehalt und der zunehmenden Zersetzung sowie dem zeitlichen Verlauf festgestellt. Hierbei korreliert die sehr rasche Zersetzung des Totholzes mit einer Abnahme des Extraktgehaltes.

Die Zusammensetzung der extrahierbaren Substanzen veränderte sich für die einzeln betrachteten Baumarten trotz voranschreitender Zersetzung im Mittel nur geringfügig, wobei der Unterschied zwischen den verschiedenen Baumarten untereinander größer ausfällt. So konnten im Fall von *Betula maximowicziana* und *Metasequoia glyptostroboides* relativ große Anteile an Fett- und Harzsäuren sowie Sterinen in den Extrakten nachgewiesen werden, deren Auswirkung auf die Umwelt diskutiert wird [RATIA, 2013]. Da die Menge dieser Substanzen allerdings innerhalb des Untersuchungszeitraums konstant blieb und auch in vergleichbarer Höhe zum Gehalt der Vergleichsstammstücke der heimischen Fichte auftrat, sind unzumutbare Veränderungen durch diese Substanzen unwahrscheinlich. Ein entsprechender Nachweis der Substanzen im Boden konnte zudem nicht erfolgen. Dennoch sollte diesbezüglich eine längere Beobachtung durchgeführt werden.

Hinsichtlich der Auswirkungen auf die Waldböden konnten Zusammenhänge zum Anbau der nicht standortheimischen Baumarten und auch zur Totholzzersetzung gefunden werden. So konnte für *Abies procera* innerhalb der drei Jahre ein statistisch signifikanter Zusammenhang zwischen dem Boden pH-Wert und dem Zersetzungsgrad der Stammstücke festgestellt werden.

Durch die sehr schnelle Zersetzung des Totholzes kommt es zu einer, allerdings sehr geringen, Änderung des pH-Wertes im Boden. Auch wurde bei dieser Baumart ein durch die Zersetzung bedingter Eintrag von organischer Substanz nachgewiesen. Generell scheint aber bei allen untersuchten Baumarten eine nur geringe Veränderung der Böden durch die Totholzzersetzung innerhalb des Untersuchungszeitraums zu erfolgen. Im Falle von *Metasequoia glyptostroboides* konnte jedoch in beiden untersuchten Abteilungen in den Bodenproben in unmittelbarer Nähe des Totholzes ein wesentlich geringerer pH-Wert als in den Vergleichsproben festgestellt werden. Da die pH-Werte dieser Vergleichsproben viel höher als alle anderen in dieser Arbeit gemessenen pH-Werte im Burgholz sind und die pH-Werte der *Metasequoia glyptostroboides* Proben vergleichbar hoch zu den Proben aller anderen Baumarten liegen, kann eine Beeinflussung des Bodens durch *Metasequoia glyptostroboides* zwar nicht ausgeschlossen, diese aber der Datenlage entsprechend als vertretbar beurteilt werden. In jedem Fall empfehlen sich aber auch hier weiterführende Untersuchungen in größerem Umfang und über einen längeren Zeitraum.

Angesichts einer, zu heimischen Baumarten vergleichbaren, Zersetzungsdauer und Akzeptanz als Lebensraum durch verschiedenste Xylobionten kann für *Acer rubrum*, *Betula maximowicziana* und *Abies procera* davon ausgegangen werden, dass sich diese Baumarten in Bezug auf das Totholz gut in heimische Wälder integrieren und einen wichtigen Beitrag zur Biodiversität leisten können. Eine ähnliche Aussage kann auch für *Metasequoia glyptostroboides* gemacht werden, wobei für diese Baumart weitere Untersuchungen durchgeführt werden sollten. Auch für *Abies grandis* empfiehlt sich eine Untersuchung mit größerem Probenumfang. Für *Cryptomeria japonica* und *Thuja plicata* lässt sich bislang keine deutliche Aussage treffen, da die Zersetzung vergleichsweise spät einsetzt und erste Veränderungen erst gegen Ende der Untersuchungen auftraten. Hier können aber nachträgliche Untersuchungen zu einem späteren Zeitpunkt weitere Erkenntnisse bringen.

7 Material und Methoden

7.1 In-Vivo Untersuchungen

Im folgenden Abschnitt werden die Methoden vorgestellt, die direkt am Totholzstamm oder im Labor durchgeführt wurden. In den Untersuchungsabteilungen erfolgten zunächst optische und haptische Untersuchungen an den Totholzstämmen. Zusätzlich wurden Boden- und Holzproben entnommen, die nach entsprechender Vorbereitung im Labor analysiert wurden. Die Holzproben wurden immer in der Mitte der Stammstücke entnommen und die Bodenproben direkt neben den entsprechenden Stammstücken.

7.1.1 Deckungsgrad

Um die Gesamtindividuenzahl an Moosen, Flechten und Pilzen auf einem Stamm/Stammstück zu ermitteln, wurde die Skalierung nach Braun-Blanquet [BRAUN-BLANQUET, 1964] angepasst und verwendet (siehe Tabelle 22). Dabei handelt es sich um eine 6-stufige Skala, die den jeweiligen Deckungsgrad dieser Epiphyten auf dem Stamm für eine Beurteilung konkretisiert. Mit Hilfe einer Gesamtschätzung wird so der prozentuale Anteil an Bewuchs ermittelt. Die Skala wurde um je eine Stufe erweitert, um eine genauere prozentuale Bestimmung durchzuführen.

Tabelle 22: Beschreibung der Deckungsgrade für Pilze, Flechten, Moose, abgewandelt nach BRAUN-BLANQUET, 1964

Deckungsgrad	Beschreibung (Individuenzahl beliebig)
1	Deckung unter 1%
2	Deckung 1-5%
3	Deckung 6-10%
4	Deckung 11-25%
5	Deckung 26-50%
6	Deckung 51-75%
7	Deckung 76-100%

7.1.2 Zersetzungsgrad

Für die Quantifizierung des Zersetzungsgrades wurde die ursprünglich von Albrecht [ALBRECHT, 1990] entwickelte und von Winter [WINTER, 2005] und Wozniewski [WOZNIEWSKI, 2009] abgewandelte Methode zur Ermittlung des Zersetzungsstadiums verwendet (siehe Tabelle 23).

Tabelle 23: Schätzskala für den Zersetzungsgrad, abgewandelt nach WOZNIEWSKI, 2009

Zersetzungsgrad	Beschreibung
1	> 50 % der Borke ist noch erhalten, Holz hart
2	< 50 % der Borke ist erhalten, Holz hart
3	Holz ist etwas weich / morsch
4	Holz morsch, kleine Stücke heraus gebrochen
5	große Teile des Stammes fehlen, Form deutlich verändert
6	stark verwittert, äußere Form schwer festzulegen

7.1.3 Beschaffenheit der Oberfläche

Die Oberflächenbeschaffenheit wurde nach einer von Suanjak [SUANJAK, 2008] entwickelten Methode (siehe Tabelle 24) ermittelt, die sich in fünf Kategorien unterteilt.

Tabelle 24: Schätzskala für die Beschreibung der Oberflächenbeschaffenheit nach SUANJAK, 2008

Beschaffenheit	Beschreibung
1	Oberfläche intakt, hart, mit dem Fingernagel nicht ritzbar
2	Oberfläche intakt, mäßig hart, mit dem Fingernagel ritzbar
3	Oberfläche intakt, weich, gibt auf Fingerdruck nach
4	Oberfläche erodiert, weich, gibt auf Fingerdruck nach
5	Oberfläche erodiert, sehr weich, leicht zerfallend

7.1.4 Holzfeuchte

Um die Holzfeuchte zu bestimmen, wurde eine ebenfalls nach Wozniewski [WOZNIEWSKI, 2009] entwickelte Methode (siehe Tabelle 25) verwendet. Die Holzfeuchte wird dabei in vier Stufen unterteilt.

Tabelle 25: Schätzskala für die Beschreibung der Holzfeuchte, nach WOZNIEWSKI, 2009

Beschaffenheit	Beschreibung der Oberfläche
1	trocken, Finger nach Aufdruck trocken
2	leicht feucht, das Holz fühlt sich klamm an, Finger nach Aufdruck trocken
3	feucht, Finger nach Aufdruck wasserbenetzt
4	sehr feucht bis nass, Wasser dringt bei Fingerdruck aus dem Holz heraus

Zusätzlich zu der Holzfeuchtebestimmung nach Wozniewski [WOZNIEWSKI, 2009] erfolgte eine Messung mit einem Holzfeuchtemessgerät (POWERFIX® Bau- und Holzfeuchtemessgerät, siehe Anhang Tabelle 52 bis Tabelle 62).

7.2 Bestimmung der einfallenden Lichtstärke

In den Abteilungen wurden Messungen der Lichtintensitäten für die Jahre 2015 und 2016 durchgeführt, da diese einen starken Einfluss auf das Xylobiontenwachstum hat. Die Bestimmung der Lichtstärke erfolgte dabei im Bereich der Mitte der Stämme, in dem auch die Proben entnommen wurden. Dabei wurden die Messwerte für beide Jahre gemittelt. Die ermittelte Lichtstärke wurde für diese Arbeit in die drei selbst gewählten Abstufungen schattig (< 2000 LUX), halbschattig (2000 – 5000 LUX) und hell (> 5000 LUX) unterteilt. Die Messungen erfolgten zur gleichen Jahres- und Uhrzeit und bei wolkenlosem Himmel. Die Messwerte sind im Anhang (siehe Anhang Tabelle 50 bis Tabelle 51) aufgeführt. Die Messungen erfolgten mit einem Luxmeter (Light Meter LX1330B).

7.3 Verwendete Chemikalien

Tabelle 26: Verwendete Chemikalien

Substanz	Hersteller	Reinheit
Abietinsäure	Fluka	~75% (GC)
Aceton	Fisher Chemical	HPLC-Grade
L-(+)-Arabinose	Roth	≥99%
Arachidonsäure	Sigma	99%
Arachinsäure	Fluka	≥99%
Bernsteinsäure	Roth	≥99%
Buchen-Lignin	Projekt Lignocellulose-Bioraffinerie [MICHELS, 2014]	Keine Angabe
Calciumchlorid-2-hydrat	Merck	>99,5%
Cellulose, mikrokristallin	Acros Organics	Keine Angabe
Cyclohexan	Roth	HPLC-Grade
Cyclohexan	- technisch -	Keine Angabe
n-Decan	Alfa Aesar	99%
3,5-Dihydroxybenzylalkohol	Alfa Aesar	98%
2,6-Dimethoxy-4-methylphenol	Alfa Aesar	97%
2,6-Dimethoxyphenol (Syringol)	Aldrich	99%
Essigsäure 100%	Roth	≥99,8%
Ethanol	- technisch -	Keine Angabe
Fucose	Sigma-Aldrich	>99%
α-D-(+)-Glucosemonohydrat	Roth	Keine Angabe
D-(+)-Galactose	Roth	≥98%
Gallussäure	Sigma-Aldrich	>97,5%
Glycerin	Merck-Schuchardt	>98%
Guajakol	Acros Oranics	99%
Helium	Messer	5.0
4-Hydroxybenzoesäure	Roth	>99%
Icooctan	Roth	99%
Laurinsäure	Sigma Chemical Co	99-100%
Linolsäure	Aldrich Chemicals	99%
Linolensäure	Aldrich Chemicals	99%
Methanol	Fisher Chemical	HPLC-Grade
D-(-)-Mannit	Merck	>99%
D-(+)Mannose	Roth	>98;%5
3-Methoxy-4-methylphenol	Acros Organics	99%
Milchsäure	Roth	80%, ≥95% L-(+)-Milchsäure
MSTFA	Macherey-Nagel	Keine Angabe
Natriumacetat	Fluka	≥99,5%
Octansäure	Merck	99%
Palmitinsäure	Fluka	≥99%
Peroxyessigsäure 35%	Acros Organics	Keine Angabe
Pyridin	SAFC	≥99%
Rhamnose	Roth	>98.5%
D-(-)-Ribose	Merck	Keine Angabe
Stickstoff	Messer	5.0
Schwefelsäure 95%	VWR	96,5%
Synthetische Luft	Messer	5.0
β-Sitosterol	Acros	~75%
Syringaldehyd	Roth	≥98%
Syringasäure	Roth	≥97%
D-Trehalose-2H ₂ O	Serva	Keine Angabe
Vanillin	Roth	≥99%
Wasserstoff	Messer	5.0
D-(+)-Xylose	Sigma-Aldrich	>99%

7.4 Liste der verwendeten Geräte

Tabelle 27: Liste der verwendeten Geräte

Autosampler	AOC-20i Autoinjector Shimadzu / HP 6890 G1530A Agilent Technologies Inc. Santa Clara CA, USA
Gaschromatograph	GC-2010 Plus Shimadzu / 7683 Series Agilent Technologies Inc., Santa Clara CA, USA
Massenspektrometer	GCMS-QP2010 Ultra Shimadzu / LECO Pegasus III
Photometer	AnalytikJena Specord 205 mit WinAspect Auswertesoftware
Probenzerkleinerung	Severin Kaffeemühle KM3868, Retsch Mörsermühle
Waagen	Sartorius TE214S, Ohaus Pioneer PA224
Speedvac System	Jouan RCT 90 Kühlfalle, Jouan RC 10.22 Zentrifuge, Alcatel Pascal 2005 SD Vakuumpumpe
Rotationsverdampfer	Büchi Rotavapor R-3, Knf Laboport Vakuumpumpe, Lauda WK600 Umlaufkühler
Sonstiges	Zuwachsbohrer, Heraeus T6 Trockenschrank, Heraeus K114 Muffelofen, Roth MH 15 Rotilabo® Heizrührer, IKA® RCT basic Heizrührer, Heidolph REAX2000 Vortexer, vacuubrand® PC600 LAN NT Vakuumpumpe, Bandelin Sonorex Super RK106 Ultraschallbad, POWERFIX® Bau- und Holzfeuchtemessgerät, Light Meter LX1330B

7.5 Methoden Holzproben

7.5.1 Probennahme

Die Entnahme der Holzproben erfolgte unter zur Hilfenahme eines Zuwachsbohrers der Firma Grube®. Der Bohrer wurde in der Stammesmitte etwa 20 cm tief in das Holz gedreht und anschließend wieder herausgedreht. Der dabei entstehende Bohrkern hatte eine Länge von circa 15 cm. Der Vorgang wurde insgesamt vier bis sechsmal wiederholt, bis eine ausreichende Probenmenge zur Verfügung stand. Zudem wurde durch die wiederholte Probennahme eine eventuelle Inhomogenität des Holzes ausgeglichen. Bei sehr stark zersetztem Holz, bei dem der Bohrer nicht verwendet werden konnte, wurde das Holz herausgebrochen. Dabei wurde darauf geachtet, dass die verschiedenen Holzschichten sowie die Borke herausgelöst wurden.

7.5.2 Probenvorbereitung

Die teilweise noch feuchten Holzproben wurden zunächst für eine Woche bei 50°C in den Trockenschrank gestellt. Nach der erfolgten Vortrocknung wurde das Holz gründlich zerkleinert und anschließend bei 105 °C im Trockenschrank auf Gewichtskonstanz getrocknet. Das getrocknete Holz wurde anschließend für die chemische Analytik verwendet.

7.5.3 Extraktion von Holz

In der Holzanalytik spielt die Abtrennung der Extraktstoffe eine wichtige Rolle. Der Anteil an Cellulose, Lignin, Hemicellulose und Pektin wird primär auf extraktfreies Ausgangsmaterial bezogen. Weit verbreitet ist die Extraktion mit Ethanol-Benzol (Tappi Standards T204 cm-97) [TAPPI, 2007]. Da es sich bei Benzol um eine cancerogene Substanz handelt, empfiehlt sich die Verwendung von Cyclohexan [FENGEL, 1983].

Die zuvor getrocknete Probe wurde in eine Extraktionshülse überführt und unter Rückfluss sechs Stunden lang in einer Soxhlet-Apparatur extrahiert. Dabei fand ein Ethanol-Cyclohexan-Gemisch (v:v = 1:2) Verwendung. Anschließend erfolgte nochmals vier Stunden lang eine Extraktion mit Ethanol. Die Extrakte wurden vereinigt, evaporiert und dann bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Nachfolgend werden in Diagramm 20 und Tabelle 28 die Ergebnisse einer Sechsfachbestimmung des Extraktgehaltes von drei Buchenstammstücken, welche vom selben Baum stammen, dargestellt.

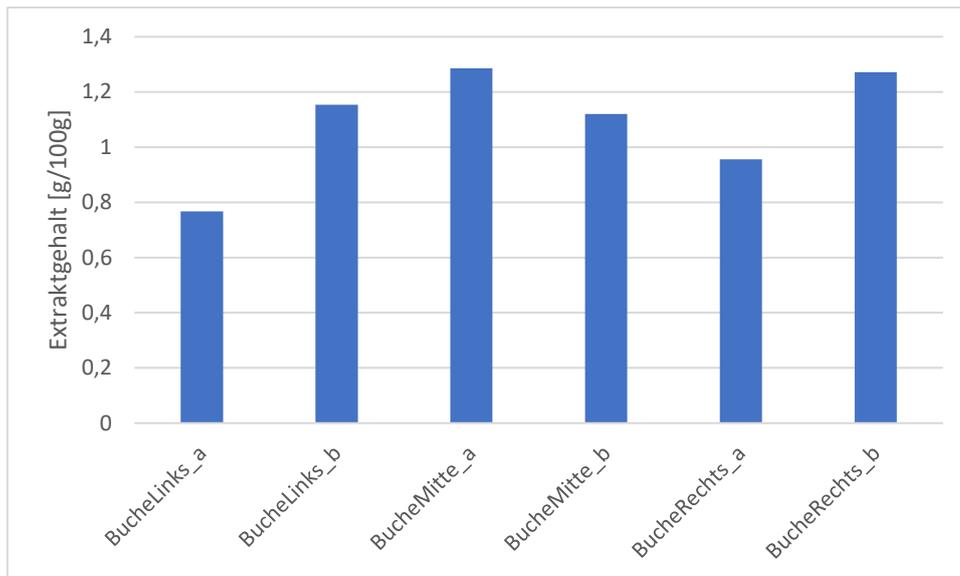


Diagramm 20: Sechsfache Bestimmung des Extraktgehaltes von Buchenstammstücken

Tabelle 28: Sechsfache Bestimmung des Extraktgehaltes von Buchenstammstücken

Probe	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Extraktgehalt [g/100 g]	Mittelwert [g/100 g]	Standard-abweichung [g/100 g]	Vertrauens-Intervall [g/100 g]
Buche links a	2,3727	0,0182	0,77	1,09	0,18	0,19
Buche links b	2,0023	0,0231	1,15			
Buche mitte a	2,4419	0,0314	1,29			
Buche mitte b	1,8032	0,0202	1,12			
Buche rechts a	2,5199	0,0241	0,96			
Buche rechts b	1,9574	0,0249	1,27			

Anzahl Messungen: $n=6$, Anzahl Freiheitsgrade: $f=5$, Student-t Faktor für zweiseitige Betrachtung und Signifikanzniveau von 95%: $t=2,571$

Bei der Sechsfachbestimmung des Extraktgehaltes ergab sich ein Gehalt zwischen 0,77 und 1,29 g/100 g und ein mittlerer Gehalt von 1,09 g/100 g. Die leichten Unterschiede im Extraktgehalt sind wahrscheinlich auf unterschiedliche Gehalte entlang des gesamten Baumstammes zurückzuführen, sind aber vergleichbar hoch. Für eine zweiseitige Betrachtung unter Berücksichtigung eines Signifikanzniveaus von 95% ergibt sich ein Student-t Faktor von 2,571 [LESS, 2011]. Für den Vertrauensbereich der Messung ergibt sich gemäß der Formel 7 (siehe Kapitel

7.8) ein Wert von 0,19 g/100 g. Die Sechsfachbestimmung dient zur Validierung der Extraktionsmethode. Das ermittelte Vertrauensintervall wird für alle im Kapitel Extraktstoffe dargestellten Extraktgehalte berücksichtigt.

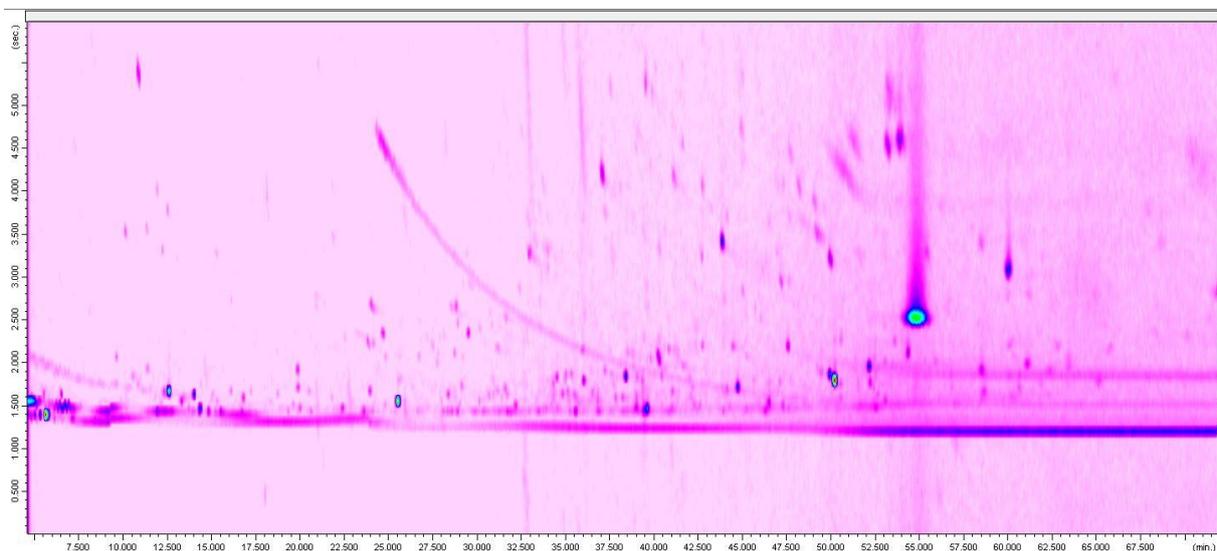
7.5.4 Identifizierung der Extraktstoffe

Der erhaltene Rückstand wurde gelöst und auf die verschiedenen Inhaltstoffe analysiert.

Die Rückstände wurden in 500 µl Pyridin, mit Decan als internem Standard, gelöst und anschließend mit 100 µl MSTFA silyliert. Dazu wurden die Proben 1 h bei 80 °C in den Trockenschrank gestellt. Die Lösungen wurden mittels GC-MS analysiert, um die im Extrakt enthaltenen Verbindungen zu charakterisieren. Eine quantitative Bestimmung erfolgte mittels GC-FID.

Da die Holzextrakte eine Vielzahl an Verbindungen enthalten, wurden diese zunächst mittels umfassender zweidimensionaler Gaschromatographie analysiert. Diese erlaubt gegenüber eindimensionalen Methoden eine erhöhte Auflösung und somit eine bessere Identifizierung von komplexen Stoffgemischen [MEINERT & MEIERHENRICH, 2012].

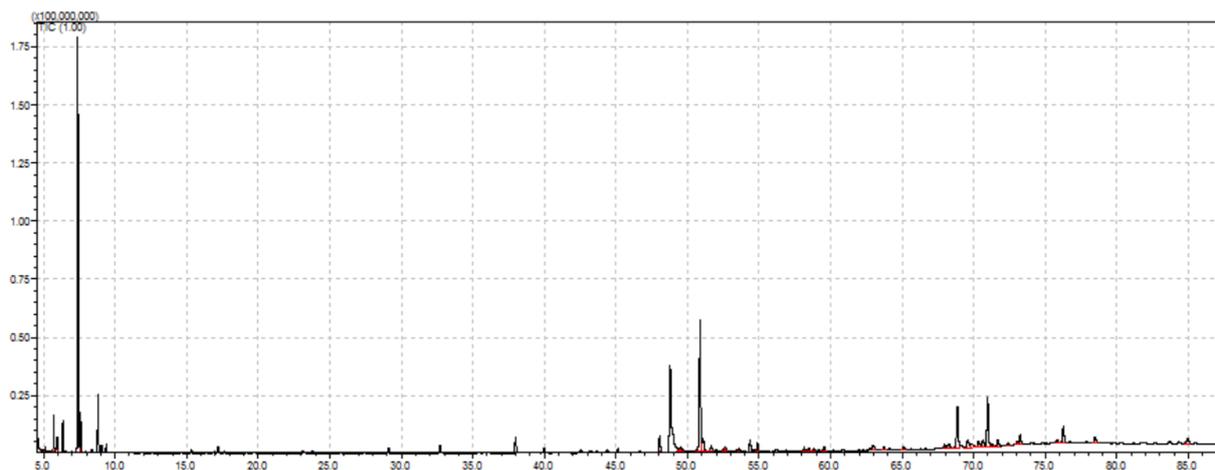
Das nachfolgende Chromatogramm zeigt eine umfassende zweidimensionale Messung eines Extraktes einer Holzprobe von *Metasequoia glyptostroboides*:



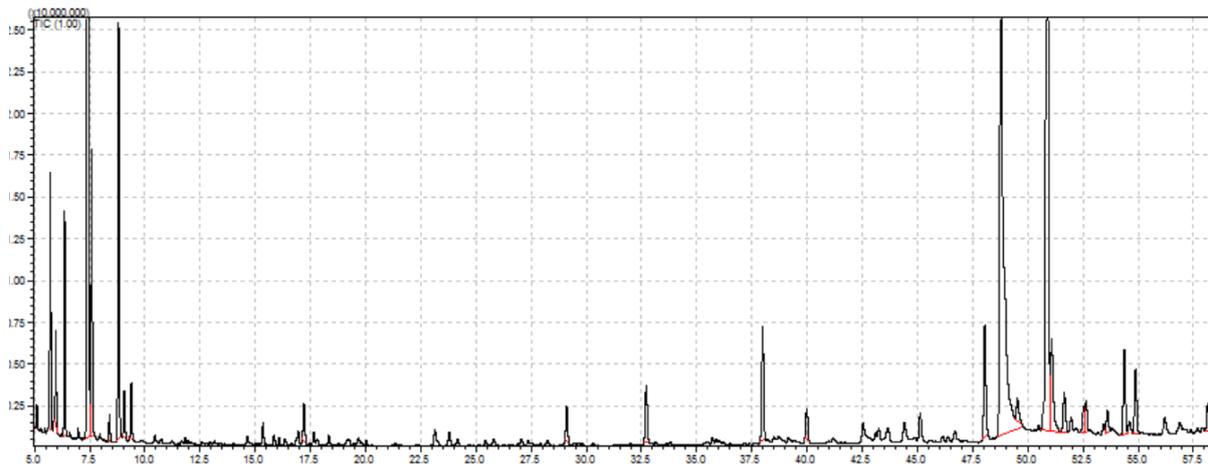
Chromatogramm 1: zweidimensionales Chromatogramm eines Extraktes von *Metasequoia glyptostroboides*

Wie man dem Chromatogramm entnehmen kann, lassen sich mittels der umfassenden zweidimensionalen Gaschromatographie die meisten Verbindungen aufgelöst trennen, was mit eindimensionalen Methoden in dieser Form nur schwer oder gar nicht erreicht werden kann. Eine Grundvoraussetzung für eine gute zweidimensionale Trennung ist die Verwendung von zwei Säulen mit unterschiedlichen Trenneigenschaften, wobei in der Regel eine lange unpolare Phase in der ersten Dimension und eine kurze polare Phase in der zweiten Dimension zum Einsatz kommen. Die in diesem Fall verwendete ZB-WAX Phase von Phenomenex® ist aufgrund ihrer Struktur in ihrem Temperaturmaximum auf 250 °C beschränkt. Dies erweist sich bei der Analyse von Holzextraktstoffen als sehr ungünstig, da gerade im höheren Temperaturbereich (bis ca. 320 °C) noch viele Verbindungen detektiert werden könnten, welche teilweise einen großen Anteil an den gesamten Verbindungen ausmachen. Da eine Quantifizierung der einzelnen Verbindungen mit einem System erfolgte, das nur eine eindimensionale Trennung erlaubt, wurde für die Charakterisierung und die Quantifizierung der Extraktstoffe auf eine zweidimensionale Trennung verzichtet. Nichts desto trotz lassen sich mit dieser Methode die Extraktstoffe genauer analysieren, was eventuell für zukünftige Untersuchungen noch interessant sein kann.

Chomatogramm 2 zeigt eine eindimensionale Trennung desselben Extraktes von *Metasequoia glyptostroboides* und Chromatogramm 3 einen vergrößerten Ausschnitt:



Chromatogramm 2: eindimensionales Chromatogramm eines Extraktes von *Metasequoia glyptostroboides*



Chromatogramm 3: Vergrößerter Abschnitt aus dem eindimensionalen Chromatogramm eines Extraktes von *Metasequoia glyptostroboides*

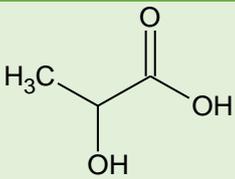
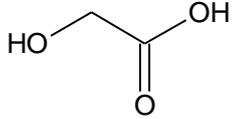
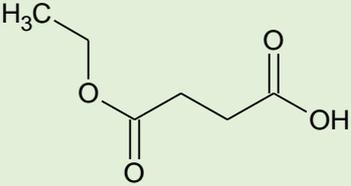
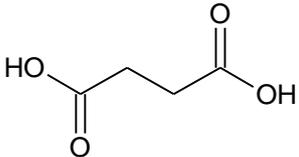
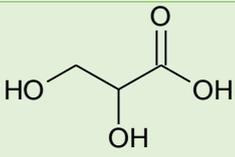
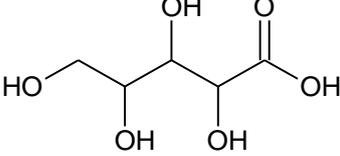
Die Geräteparameter sind in Tabelle 29 aufgeführt:

Tabelle 29: Geräteparameter GC-2010 Plus und GCMS-QP2010 Ultra (MS)

Gaschromatograph	GC-2010 Plus Shimadzu
Säule	ZB5MS-plus+VF17 (108,0 m x 0,25 mm ID x 1,00 µm)
Massenspektrometer	GCMS-QP2010 Ultra Shimadzu
Autosampler	AOC-20i Auto Injector Shimadzu
Injektionsvolumen	0,3 µl
Split	1:20
Injektortemperatur	300°C
Trärgas	Helium
Detektor	MS-QP
Ionenquelle und -temperatur	ES, 200°C
Transferlinietemperatur	200°C
Ionisierungsenergie	-70 eV
Detektorspannung	0,3 kV
Acquisition Delay	4,60 min
Massenbereich	50 u - 600 u
Software	Shimadzu GCMSsolution
Temperaturprogramm	100°C (2 min) → 3°C/min → 320°C (12 min)
MS-Datenbanken	NIST

Die identifizierten Verbindungen sind in den nachstehenden Tabellen aufgeführt.

Tabelle 30: Kurzkettige Carbonsäuren

Verbindung	Sim. [%]	tr MS [min.]	tr FID [min.]	Stand.	Strukturformel
Milchsäure	79	8,613	5,333	ja	
Glykolsäure	83	9,188	5,613		
Monoethyl-Bernsteinsäure	84	16,135	10,060		
Bernsteinsäure	89	18,940	12,254	ja	
Glycerinsäure	81	19,413	13,062		
Arabinsäure	84	33,635	24,081		

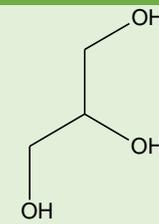
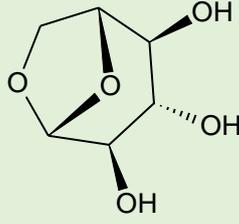
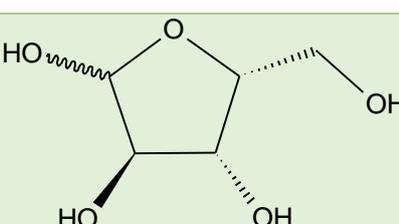
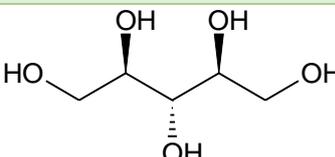
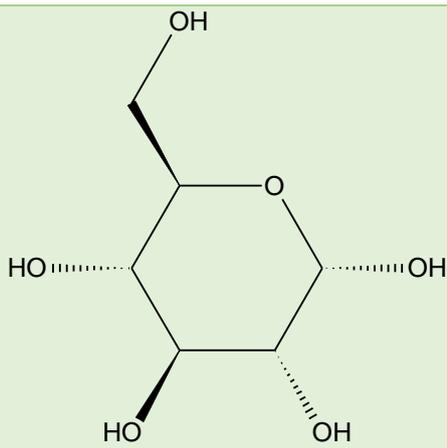
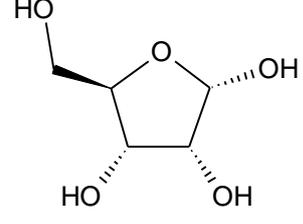
Mit: Sim.: Übereinstimmung in % mit Datenbankspektrum

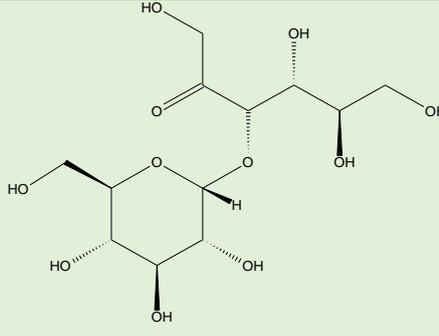
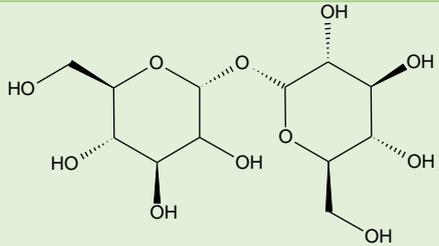
tr MS: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Massenspektrometer

tr FID: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Flammen-Ionisations-Detektor

Stand.: Standardsubstanz vermessen [Ja/Nein]

Tabelle 31: Zucker und Alkohole

Verbindung	Sim. [%]	tr MS [min.]	tr FID [min.]	Stand.	Strukturformel
Glycerin	87	16,913	11,040	Ja	
Lacton		21,693	15,478		Nicht identifiziert
Levoglucosan	88	34,508	26,176		
Zuckermonomer		35,721	27,058		Nicht identifiziert
Xylose	82	37,691	27,972		
Ribitol	80	43,447	33,942		
Glucose	82	45,291	36,866	Ja	
Ribofuranose	80	63,023	53,792		

Turanose	84	64,235	54,846		
Zuckerdimer		65,976	56,223		Nicht identifiziert
Zuckerdimer		67,025	57,344		Nicht identifiziert
Zuckerdimer		67,725	57,786		Nicht identifiziert
Trehalose	76	68,064	58,444	Ja	

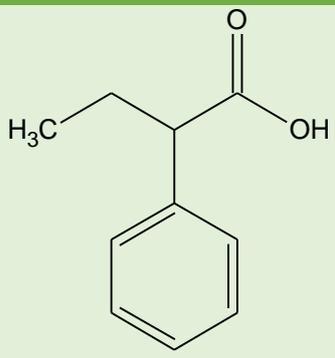
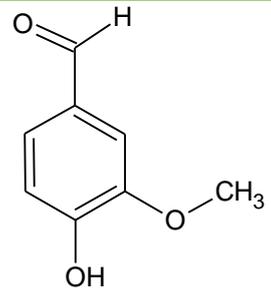
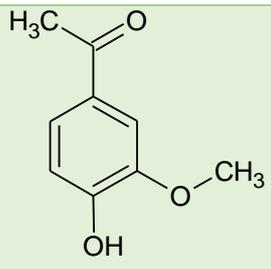
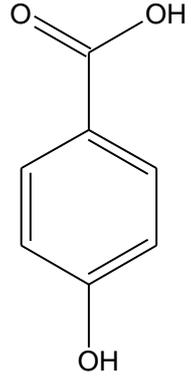
Mit: Sim.: Übereinstimmung in % mit Datenbankspektrum

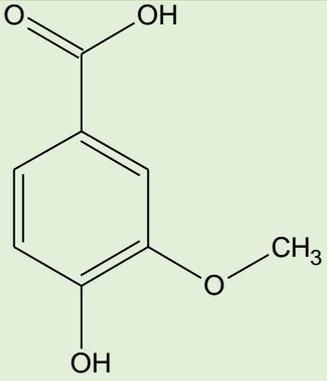
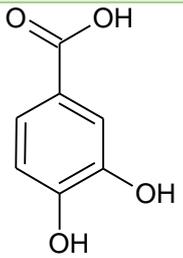
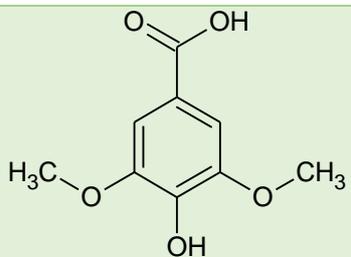
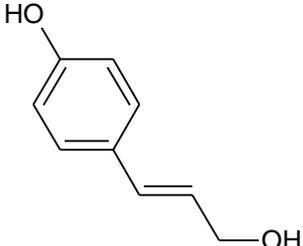
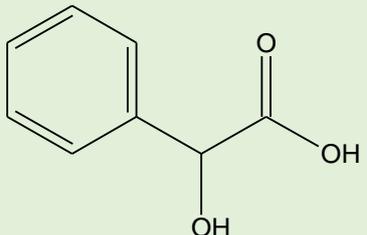
tr MS: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Massenspektrometer

tr FID: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Flammen-Ionisations-Detektor

Stand.: Standardsubstanz vermessen [Ja/Nein]

Tabelle 32: Phenolische Verbindungen

Verbindung	Sim. [%]	tr MS [min.]	tr FID [min.]	Stand.	Strukturformel
2-Phenylbuttersäure	74	25,418	16,997		
Vanillin	82	28,822	20,368	Ja	
Acetovanillon		31,027	22,390		
4-Hydroxybenzoesäure	77	32,574	23,966	Ja	

Vanillinsäure	88	37,692	28,956		
Protocatechusäure	90	39,663	30,965		
Syringasäure	81	42,527	33,569	Ja	
p-Cumarylalkohol	72	44,234	35,360		
Mandelsäure	64	50,432	39,645		

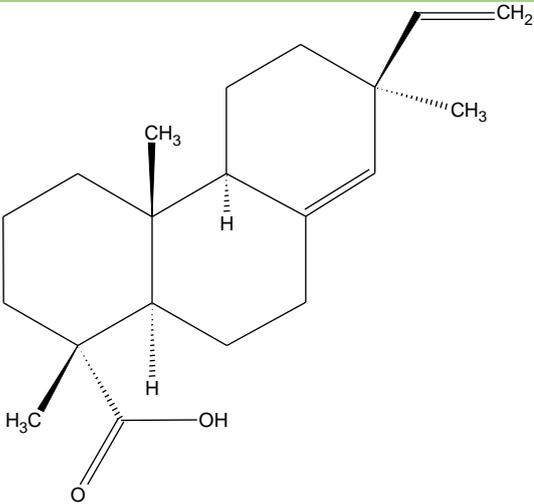
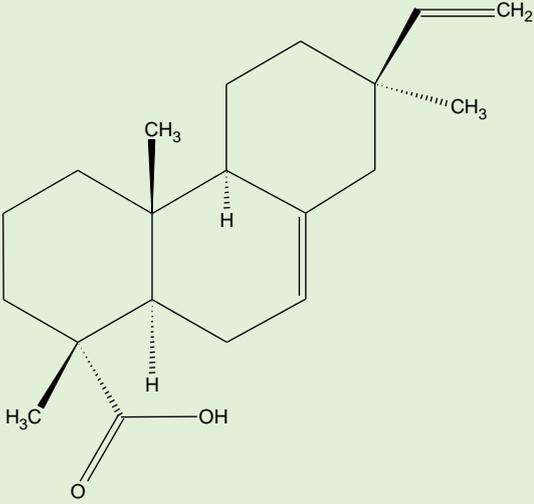
Mit: Sim.: Übereinstimmung in % mit Datenbankspektrum

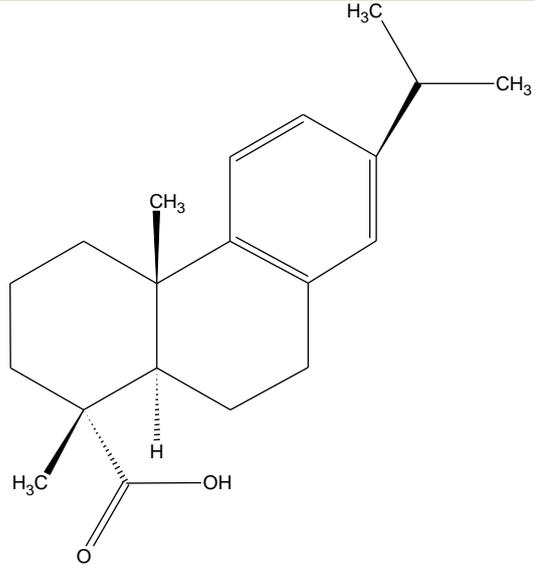
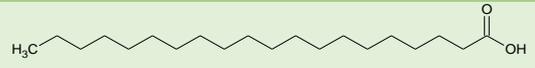
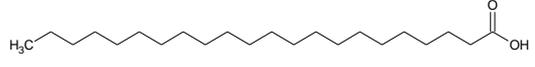
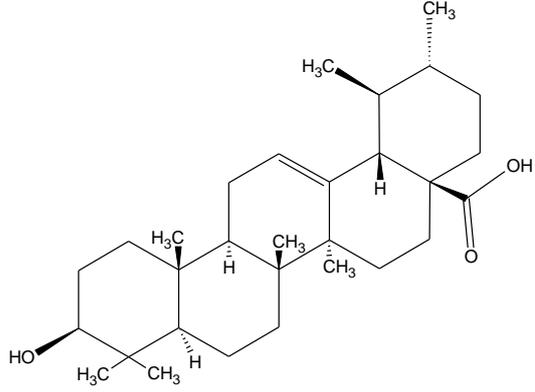
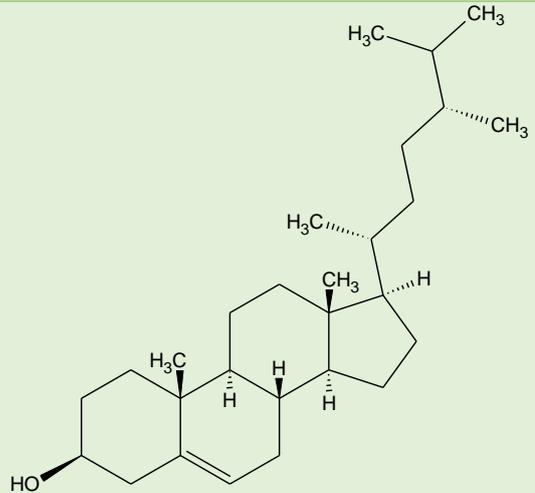
tr MS: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Massenspektrometer

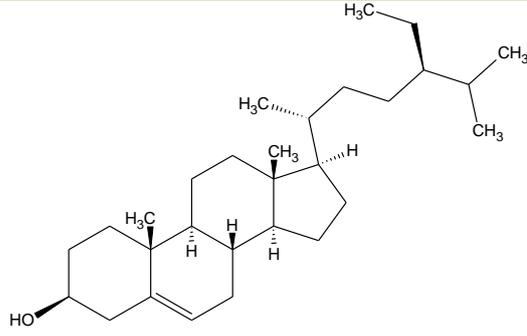
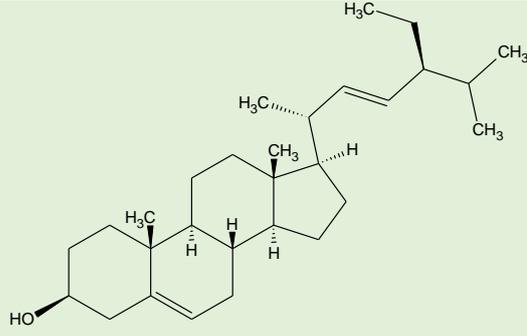
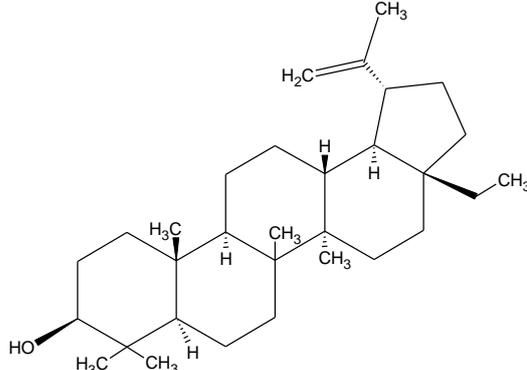
tr FID: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Flammen-Ionisations-Detektor

Stand.: Standardsubstanz vermessen [Ja/Nein]

Tabelle 33: Fett-, Harzsäuren und Sterine

Verbindung	Sim. [%]	tr MS [min.]	tr FID [min.]	Stand.	Strukturformel
Palmitinsäure	89	47,742	37,691	Ja	
Ölsäure	82	53,297	42,558		
Stearinsäure	86	54,060	43,525		
Primarsäure	78	56,929	45,795	Ja	
Iso-primarsäure	79	57,930	46,206	Ja	

Dehydro-abietinsäure	85	59,199	47,684	Ja	
Arachinsäure	81	60,229	49,233	ja	
Behensäure	81	65,433	55,648		
Unbekanntes Sterol		71,274	60,022	Nicht identifiziert	
Ursolsäure	71	73,144	63,976		
Campesterol	84	82,137	67,905		

β-Sitosterol	87	85,124	69,738	Ja	
Stigmasterol	87	85,608	69,926		
Acetylbetulinaldehyd			74,020		

Mit: Sim.: Übereinstimmung in % mit Datenbankspektrum

tr MS: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Massenspektrometer

tr FID: Retentionszeit in Minuten beim Gaschromatographen mit Flammen-Ionisations-Detektor

Stand.: Standardsubstanz vermessen [Ja/Nein]

7.5.5 Quantifizierung der Extraktstoffe

Die Quantifizierung der identifizierten Verbindungen erfolgte über eine gaschromatographische Trennung mit Hilfe eines Flammenionisationsdetektors in Form einer Einfachbestimmung. Über die Peakfläche des internen Standards (n-Decan) und dessen eingesetzter Masse erfolgte die Quantifizierung der verschiedenen Verbindungen. Dabei wurde ein Responsefaktor (RF) von 1 für jede Substanz angenommen. Eine Berechnung des Gehaltes einer entsprechenden Verbindung erfolgt dabei nach der Formel:

$$m(\text{Analyt})[\text{mg}] = \text{RF} * \frac{m(\text{interner Standard})[\text{mg}] * \text{Peakfläche}(\text{Analyt})}{\text{Peakfläche}(\text{interner Standard})} \quad \text{Formel 2}$$

(m = Masse, RF = Response-Faktor)

Die Masse der einzelnen Analyten wird anschließend auf die Masse des gesamten Extraktes bezogen, woraus sich der Gehalt in mg/g Extrakt ergibt:

$$\omega \left[\frac{\text{mg}}{\text{g Extrakt}} \right] = \frac{m(\text{Analyt})[\text{mg}]}{m(\text{Extrakt})[\text{g}]} \quad \text{Formel 3}$$

(ω = Gehalt, m = Masse)

Auf die dargestellte Weise wurden die einzelnen Analyten von insgesamt 13 Kalibrierproben (aus dem Jahr 2017 und Abteilung 434 J die Stammstücke: 1, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10 sowie 3 Buchenstammstücke und 1 Fichtenstammstück) bestimmt. Aus diesen wurde mittels der Shimadzu LabSolution-Software jeweils eine Kalibriergerade für alle 43 zu quantifizierenden Analyten erstellt. Die einzelnen Verbindungen wurden anschließend entsprechend ihrer Struktur einer der folgenden Gruppen zugeordnet:

- Kurzkettige Säuren
- Fettsäuren, Harzsäuren, Sterole
- Phenole
- Zucker und Alkohole

Für eine anschließende Validierung der Methode wurden die erhaltenen Extrakte aus der Sechsfachbestimmung der Buchenstammstücken entsprechend aufgearbeitet und gemessen. Die ermittelten Gehalte der Substanzgruppen sind in Diagramm 21 und Tabelle 34 dargestellt.

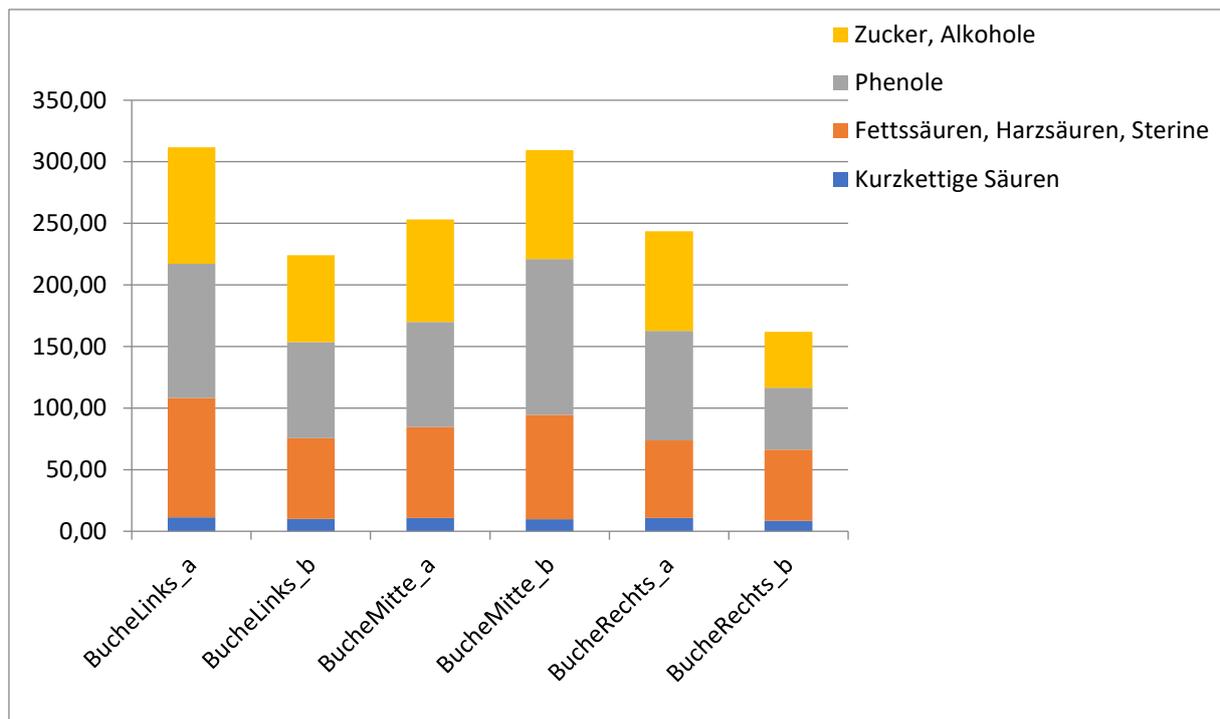


Diagramm 21: Sechsfache Bestimmung der Substanzklassen aus den Extrakten der Buchenstammstücke

Tabelle 34: Sechsfache Bestimmung der Substanzklassen aus den Extrakten der Buchenstammstücke

	B.L. a [mg/g]	B.L. b [mg/g]	B.M. a [mg/g]	B.M. b [mg/g]	B.R. a [mg/g]	B.R. b [mg/g]
Kurzkettige Säuren	11,26	10,13	10,83	9,75	10,75	8,43
Fettssäuren, Harzsäuren, Sterine	97,14	65,45	73,76	84,70	62,99	57,75
Phenole	108,68	78,01	85,32	126,63	89,00	50,28
Zucker, Alkohole	94,78	70,69	83,28	88,37	81,00	45,38

Mit: B.L. = Buche Links, B.M. = Buche Mitte, B.R. = Buche Rechts

Tabelle 35: Mittelwert und Standardabweichung der Sechsfachbestimmung

	Mittelwert [mg/g]	Standard- Abweichung [mg/g]
Kurzkettige Säuren	10,19	0,86
Fettssäuren, Harzsäuren, Sterine	73,63	12,58
Phenole	89,65	22,15
Zucker, Alkohole	77,25	14,83

Bei Betrachtung der Daten fällt auf, dass die ermittelten Gehalte zwar auf vergleichbarer Höhe liegen, die Gehalte des Stammstücks BucheRechts_b aber von anderen Gehalten etwas abweichen. Um zu überprüfen, ob es sich bei dieser Messung um einen Ausreißer handelt, wurde ein Ausreißertest nach Grubbs durchgeführt. Es ergab sich für die entsprechende Anzahl an Messungen (n=6) und ein Signifikanzniveau von 99% eine Prüfgröße von 1,944 [LESS 2011]. Gemäß Formel 8 wurden für den Gehalt an kurzkettigen Säuren und Zuckern und Alkoholen Prüfgrößen größer als 1,944 bestimmt. Somit handelt es sich bei der Messung BucheRechts_b um einen signifikanten Ausreißer und wird somit nicht weiter berücksichtigt. Nach wiederholtem Ausreißertest nach Grubbs ließen sich keine weiteren Ausreißer feststellen. Der neue Mittelwert sowie die Standardabweichung und das resultierende Vertrauensintervall sind in Tabelle 36 aufgeführt. Die für die Substanzklassen ermittelten Vertrauensintervalle finden im Kapitel „Chemische Analyse der Extraktstoffe“ zur Bildung der Fehlergrenzen Berücksichtigung.

Tabelle 36: Vertrauensintervall Substanzklassenbestimmung

	Mittelwert [mg/g]	Standard- Abweichung [mg/g]	Vertrauensintervall [mg/g]
Kurzkettige Säuren	10,54	0,64	0,67
Fettssäuren, Harzsäuren, Sterine	76,81	12,69	15,75
Phenole	97,53	17,74	22,03
Zucker, Alkohole	83,62	8,01	9,95

Anzahl Messungen: n= 5, Anzahl Freiheitsgrade: f=4, Student-t-Faktor für zweiseitige Betrachtung und Signifikanzniveau von 95%: t=2,776

Die Parameter des Gaschromatographens mit Flammen-Ionisations-Detektor sind in Tabelle 37 aufgeführt:

Tabelle 37: Geräteparameter GC-2010 Plus (FID)

Gaschromatograph	GC-2010 Plus Shimadzu
Säule	ZB-5MSi (30,0 m x 0,25 mm ID x 0,25 µm)
Autosampler	AOC-20i Autoinjector Shimadzu
Injektionsvolumen	1,0 µl
Split	Splitless
Injektortemperatur	300°C
Detektor und -temperatur	FID, 350°C
Trärgas	Helium, 1,13 ml/min
Make-up-Gas	Helium, 30 ml/min
Brenngas	Synthetische Luft, 400,0 ml/min Wasserstoff, 40,0 ml/min
Software	Shimadzu LabSolutions
Temperaturprogramm	100°C (2 min) → 3°C/min → 320°C (5 min)
Acquisition Delay	2,50 min

Tabelle 38: Geräteparameter HP 6890 (FID) für Proben von *Betula maximowicziana*, Jahre 2015 und 2016

Gaschromatograph	HP 6890 G1530A Agilent Technologies Inc. Santa Clara CA, USA
Säule	Zebtron ZB-5MSi (30 m x 0,25 mm x 0,25µm) Phenomenex Inc., Aschaffenburg, D
Autosampler	7683 Series Agilent Technologies Inc., Santa Clara CA, USA
Injektionsvolumen	1 µL
Split	splitless
Injektortemperatur	300°C
Detektor und -temperatur	FID, Temperatur: 300°C
Trärgas	Helium, 1,4 mL/min
Make-up-Gas	Stickstoff, 45,0 mL/min
Brenngase	Synthetische Luft, 264 mL/min Wasserstoff, 45,0 mL/min
Software	GC-Chemstation Rev. A.09.03 [1417] Agilent Technologies Inc., Santa Clara CA, USA
Temperaturprogramm	100°C (2 min) → 3°C/min → 320°C (5 min)

7.5.6 Ligninanalytik

Die Bestimmung des Klasonlignins verlief nach Tappi T222 om-02 [TAPPI, 2006]. Dabei werden Cellulosen und Hemicellulosen in ihre Kohlenhydrate hydrolysiert, welche dadurch in Lösung gehen. Die Bestimmung des säureunlöslichen Lignins erfolgte im Anschluss gravimetrisch nach Trocknung bei 105°C bis zur Gewichtskonstanz. Es ist zu berücksichtigen, dass ein Teil des Lignins ebenfalls in Lösung geht. Dieser Anteil wurde anschließend photometrisch bei 205 nm oder 280 nm bestimmt. Zur Bestimmung wurde das extraktfreie Holz in einen 100 ml Rundkolben eingewogen und mit 72%iger Schwefelsäure zwei Stunden lang bei Raumtemperatur gerührt. Im Anschluss wurde die Lösung mit Wasser auf eine 3 %ige Schwefelsäurekonzentration verdünnt und vier Stunden lang unter Rückfluss gekocht. Nach erfolgter Filtration wurde der Rückstand mit Wasser neutral gewaschen und das Filtrat anschließend mit Wasser auf 200 ml aufgefüllt.

Der Anteil an säurelöslichem Lignin berechnet sich nach der Formel:

$$sl[\%] = \frac{\text{Verdünnung} \cdot V \cdot E}{a \cdot \text{Einwaage}} * 100 \quad \text{Formel 4}$$

Mit: V = Volumen [ml]
 E = Extinktion
 a = Absorptionskoeffizient, bei 205nm Wellenlänge = 110 L/g*cm

Bei der Bestimmung des Klasonlignins handelt es sich nicht um reines Lignin, da auch andere säureunlösliche Bestandteile beziehungsweise Bestandteile, die im selben Wellenlängenbereich absorbieren, miterfasst werden. Zudem zeigte die Pyrolyse der Rückstände, dass unter anderem auch noch Reste von Kohlenhydraten im Klason-Lignin enthalten sind [LOURENÇO, 2013].

Für eine Vergleichbarkeit unter den Baumarten oder den heimischen Baumarten stellt die Klasonlignin-Bestimmung aber ausreichend genaue Ergebnisse zu Verfügung, um Abbauprozesse zu untersuchen.

Für eine Bestimmung der Fehlergrenzen wurde eine Sechsfachbestimmung des säureunlöslichen und des säurelöslichen Lignins (siehe Tabelle 39 und 40) durchgeführt.

Tabelle 39: Sechsfachbestimmung des säureunlöslichen Lignins

Einwaage [g]	Auswaage [g]	Säure-unlösliches Lignin [%]	Mittelwert [%]	Staabw. [%]	Vertrauensintervall [%]
0,2124	0,0826	38,88	39,37	1,20	1,26
0,2150	0,0880	40,93			
0,2119	0,0824	38,88			
0,2310	0,0880	38,10			
0,1749	0,0714	40,82			
0,1666	0,0643	38,60			

Anzahl Messungen: n=6, Anzahl Freiheitsgrade: f=5, Student-t-Faktor für zweiseitige Betrachtung und Signifikanzniveau von 95%: t=2,571, Staabw.: Standardabweichung

Tabelle 40: Sechsfachbestimmung des säurelöslichen Lignins

E1	E2	Säurelösliches Lignin [%] E1	Säurelösliches Lignin [%] E2	Mittelwert aus E1 und E2 [%]	Mittelwert aus 6 Messungen [%]	Staabw. [%]	Vertrauensintervall [%]
0,2703	0,2709	0,46	0,46	0,46	0,53	0,08	0,08
0,3399	0,3422	0,57	0,58	0,58			
0,2688	0,269	0,46	0,46	0,46			
0,3145	0,3148	0,50	0,50	0,50			
0,3286	0,3295	0,68	0,69	0,68			
0,2371	0,2369	0,52	0,52	0,52			

Anzahl Messungen: n=6, Anzahl Freiheitsgrade: f=5, Student-t-Faktor für zweiseitige Betrachtung und Signifikanzniveau von 95%: t=2,571, Staabw.: Standardabweichung

7.5.7 Analytik der Hemi-/Cellulose

Das extraktfreie Holz wurde in einen 100 ml Rundkolben eingewogen und mit 10 ml 10%iger Natriumacetatlösung in konzentrierter Essigsäure versetzt. Nach erfolgter Zugabe von 6 ml 35%iger Peroxyessigsäurelösung wurde das Gemisch unter Rückfluss für 1 Stunde auf circa 70 °C erwärmt. Nach dem Abkühlen wurden 50 ml Wasser hinzugegeben und über eine G2-Quarzglasfritte abfiltriert. Der Rückstand wurde anschließend mit Wasser neutral gewaschen und anschließend bei 105 °C im Trockenschrank bis zur Gewichtskonstanz getrocknet [POLJAK, 1948]. In Tabelle 41 sind die ermittelten Hemi-/Cellulosegehalte für eine Sechsfachbestimmung sowie das daraus resultierende Vertrauensintervall aufgeführt. Das Vertrauensintervall findet bei der Bildung der Fehlergrenzen im Kapitel Gerüstsubstanzen Berücksichtigung.

Tabelle 41: Sechsfachbestimmung des Hemi-/Cellulosegehaltes

Einwaage [g]	Auswaage[g]	Hemi-/Cellulosegehalt [%]	Mittelwert [%]	Standardabweichung [%]	Vertrauensintervall [%]
0.5011	0,3317	66,19	65,61	0,60	0,63
0.5059	0,3263	64,50			
0.5043	0,3286	65,16			
0.5002	0,3293	65,83			
0.5036	0,3334	66,20			
0.5014	0,3297	65,76			

Anzahl Messungen: n=6, Anzahl Freiheitsgrade: f=5, Student-t-Faktor für zweiseitige Betrachtung und Signifikanzniveau von 95%: t=2,571

7.6 Methoden Bodenproben

7.6.1 Probenentnahme und Vorbereitung

Die Entnahme der Bodenproben erfolgte in unmittelbarer Nähe zu den untersuchten Totholzstammstücken. Zunächst wurde die obere Schicht aus Blattwerk und anderem organischen Material entfernt und anschließend mit einem Spaten etwa 15-20 cm tief in den Boden gestochen. Es erfolgte die Entnahme von etwa 1 kg Erde.

Die teilweise noch feuchte Erde wurde in einer Kunststoffwanne ausgebreitet und eine Woche lang an der Luft getrocknet. Nach erfolgter Trocknung wurde die Erde gesiebt (Maschendurchmesser: 2 mm). Die so erhaltenen Bodenproben wurden direkt für die Messung des pH-Wertes

eingesetzt. Für die Elementaranalyse und die Pyrolyse-GCxGC-qTOF-MS Messungen wurden die Proben noch bei 105°C auf Gewichtskonstanz getrocknet.

7.6.2 Bestimmung des pH-Wertes

Die zuvor getrockneten und gesiebten Bodenproben wurden jeweils im Verhältnis 1 zu 2,5 (g zu ml) mit einer 0,01 molaren Calciumchloridlösung versetzt und für zwei Stunden inkubiert [SCHINNER, 1993]. Die anschließende Messung des pH-Wertes erfolgte mit einer pH-Elektrode des Typs LE348 der Firma Mettler Toledo.

7.6.3 Elementaranalysen

Die Messungen der Elementaranalysen wurden im Auftrag im Arbeitskreis der Anorganischen Chemie an der Bergischen Universität durch Herrn Friedbert Lücker durchgeführt. Dabei wurde ein Elementar Vario EL Version F verwendet.

7.6.4 Pyrolyse-GCxGC-qTOF-MS

Die zuvor bei 105°C getrockneten Bodenproben wurden mittels einer Flashpyrolyse über ein Platinfilament bei 500 °C pyrolysiert und anschließend mittels umfassender zweidimensionaler Gaschromatographie und anschließender Detektion durch ein Time of Flight Massenspektrometer analysiert.

Die Aufgabe des Probenmaterials auf das Platinfilament erfolgte mithilfe einer Glaskapillare und einem Probenaufgabestempel. Anschließend erfolgte eine Fixierung des Materials mit 5 µl Methanol.

Der Aufsatz mit dem Probenmaterial wurde anschließend auf die in Abbildung 13 dargestellte Pyrolyseeinheit geschraubt. Eine in der Einheit befindliche Glaskammer sorgte für die Abdichtung und wurde mit einem Vordruck von 32 mbar Helium gespült. Nach erfolgter Pyrolyse bei einer Pyrolysedauer von 2 Sekunden und einer Pyrolysetemperatur von 500 °C (bzw. 700 °C bei reiner Cellulose) gelangten die freigesetzten Analyten direkt auf die Kapillarsäulen.

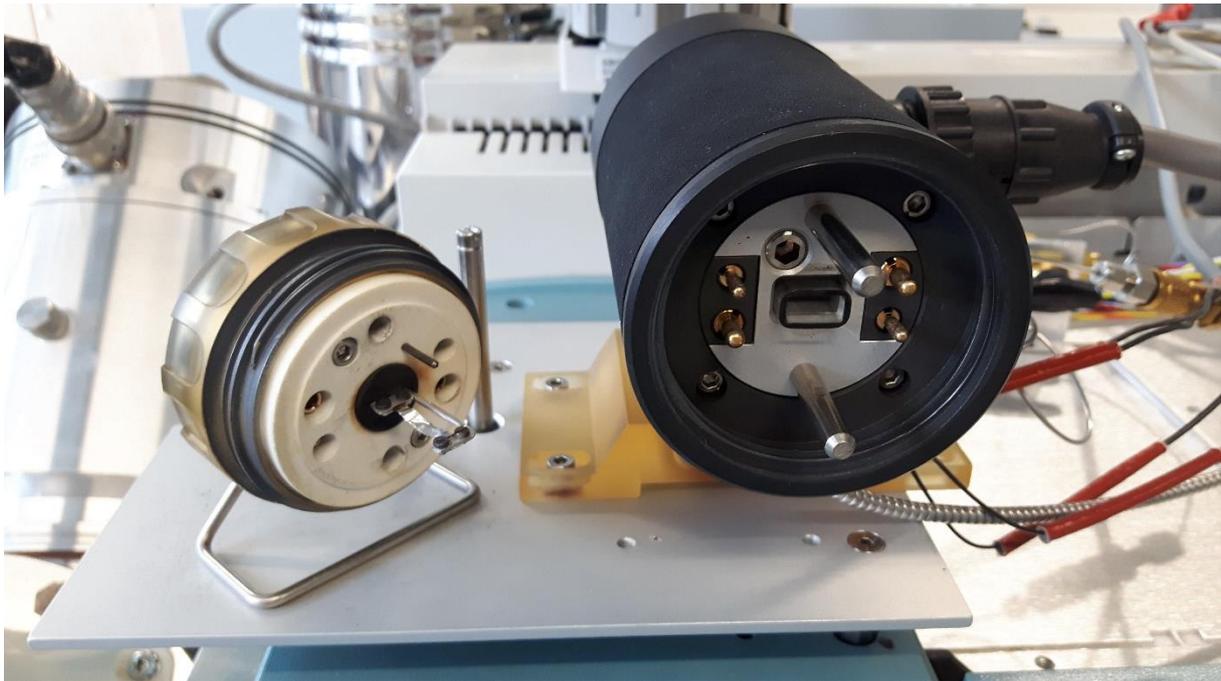


Abbildung 13: Pyrola 2000®

Tabelle 42: Geräteparameter der online Pyrolyse

Parameter	Auswahl
Pyrolyseeinheit	Pyrola 2000
Spülgas	Helium
Vordruck	32 mbar
Pyrolysezeit	2 s
Pyrolysetemperatur	500 °C für Bodenproben und Lignin 700 °C für Cellulose

Tabelle 43: Parameter GCxGC-qTOF-MS sowie Prozessierung

Parameter	Auswahl
Gaschromatograph	Agilent 6890
Massenspektrometer	LECO Pegasus III
1. Säule	Phenomex Zebron ZB-5MS 30 m x 0,25 mm x 0,25 µm
2. Säule	Machery Nagel Optima 17MS 1,27 m x 0,1 mm x 0,1 µm
Transferline	Machery Nagel Optima 17MS 0,21 m x 0,1 mm x 0,1 µm
Trärgas	Helium; 1,4 L/min
Inlet-Temperatur	320 °C
1. Ofen: Temperaturprogramm	40 °C (3 min) → 5 °C/min → 300 °C (10 min)
2. Ofen: Temperaturprogramm	40 °C (3 min) → 5 °C/min → 300 °C (10 min)
Transferline-Temperatur	300 °C
Modulator	Hot-Jet-Cold-Jet
Detektor	TOF/MS

Ionenquellen-Temperatur	200 °C
Ionisierungsenergie	70 eV
Detektorspannung	1870 V
Massenbereich	50 u–500 u
Auswertesoftware	LECO ChromaTOF™ v.3.34
Peakbreite	0,2 s
Signal/Rauschverhältnis	80
MS-Datenbanken	NIST

7.7 Pyrolyse von Standardsubstanzen

Unter der Annahme, dass vor allem Lignocellulose durch Holzzersetzung in die Böden eingetragen wird, wurden zunächst Cellulose und Lignin pyrolysiert und die Hauptprodukte zugeordnet.

7.7.1 Lignin

In Tabelle 44 sind die identifizierten Pyrolyseprodukte des Organosolv-Lignins aufgeführt. Alle identifizierten Substanzen konnten anhand von Literaturdaten als typische Ligninpyrolyseprodukte identifiziert werden [HEMPFLING, 1990 / LA ROSA, 2012 / FABBRI, 1996 / BUURMAN, 2007 / DEL RIO, 2000 / SAIZ-JIMENEZ, 1986 / KRATZL, 1965 / HANSEN, 2015]. Die Pyrogramme sowie zugehörigen Massenspektren sind im elektronischen Anhang der Arbeit aufgeführt.

Tabelle 44: Pyrolyseprodukte des Organosolv-Lignins

	t_r (1.Dim.) [s]	t_r (2.Dim.) [s]	MS-Fragmente
Produkte basierend auf Guajacol			
Guajacol	983,5	2,610	81 /109/124
4-Methylguajacol	1221,5	2,300	67/95/ 123 /138
4-Ethylguajacol	1410,5	2,000	137 /152
4-Propylguajacol	1578,5	1,910	137 /166
Vinylguajacol	1484,0	2,210	77/107/ 135 /150
Eugenol	1564,5	2,010	55/77/91/103/ 131/149/ 164
<i>cis</i> -Isoeugenol	1655,5	2,040	55/77/91/103/ 131/149/ 164
<i>trans</i> -Isoeugenol	1725,5	2,160	55/77/91/103/ 131/149/ 164
Vanillin	1655,5	2,660	53/51/109/123/ 151 /152

Acetovanillon	1795,5	2,490	123/ 151 /166
1-(4-Hydroxy-3-methylphenyl)-2-propanon	1862,0	2,370	137 /180
Produkte basierend auf Syringol			
Syringol	1557,5	2,420	65/96/111/139/ 154
Methoxyeugenol	1956,5	2,160	77/91/119/ 194
<i>cis</i> -2-Propenylsyringol	2023,0	2,210	77/91/119/ 194
<i>trans</i> -2-Propenylsyringol	2089,5	2,290	77/91/119/194
Syringaldehyd	2051,0	2,890	181/182
Acetosyringol	2145,5	2,680	181/196

7.7.2 Cellulose

Bei der Pyrolyse von reiner Cellulose lassen sich bei 500 °C nur einige wenige Produkte feststellen. Durch den Abbau im Boden unterliegen die Kohlenhydrate jedoch einer unterschiedlich stark ausgeprägten Zersetzung. Durch die voranschreitende Degradation durch zum Beispiel Hydrolyse lassen sich bei der Pyrolyse zersetzter Cellulose mehr Produkte identifizieren als bei intakten Cellulosemolekülen [SHAFIZADEH, 1973]. Daher wurde die reine Cellulose mit einer etwas erhöhten Temperatur von 700 °C pyrolysiert um eine fortgeschrittene Degradation zu simulieren.

In Tabelle 45 sind die identifizierten und anhand von Fachliteratur bestätigten Hauptpyrolyseprodukte der Cellulose aufgeführt [FABBRI, 1996 / BUURMAN, 2007 / DEL RIO, 2000 / FABBRI, 1998 / KRATZL, 1965]. Die Pyrogramme und zugehörigen Massenspektren sind im elektronischen Anhang enthalten.

Tabelle 45: Pyrolyseprodukte der Cellulose

	tr (1.Dim.) [s]	tr (2.Dim.) [s]	MS-Fragmente
Produkte basierend auf Furan			
2-Methylfuran	147,0	1,260	53/81/82
3-Furaldehyd	399,0	2,410	50/67/95/96
Furfural	437,5	2,540	50/67/95/96
5-Methylfurfural	752,5	2,120	53/81/109/110
5-Hydroxymethylfurfural	1414,0	2,060	53/69/97/126
nichtaromatische cyclische Produkte			
2-Cyclopentene-1,4-dion	560,0	2,530	54/68/96

2(5H)-Furanon	647,5	2,970	55/84
2-Hydroxy-2-cyclopenten-1-on	665,0	2,380	55/69/98
3,4-Dihydro-6-methyl-2H-pyran-2-on	903,0	2,200	55/69/84/112
Maltol	1137,5	1,920	55/71/97/126
2,3-Dihydro-3,5-dihydroxy-6-methyl-4H-pyran-4-on	1207,5	1,850	55/72/73/101/144
3,5-Dihydroxy-2-methyl-4H-pyran-4-on	1309,0	1,770	55/68/85/113/142
dehydratisierte Glucose			
Levogluosenon	1113,0	2,260	53/68/96/98
1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucoopyranose	1344,0	2,150	57/69/86/98/114/144
Levoglucosan	1886,5	2,510	60/73/98

7.7.3 Zusammenfassung der Pyrolyse der Standardsubstanzen

Bei der Pyrolyse von Lignin zerfällt dieses zu einer Vielzahl an Verbindungen, welchen aber ausschließlich eine aromatische Struktur zu Grunde liegt. Dabei lassen sich die Derivate des Guajacols auf Coniferylalkohol und die Syringolderivate auf Sinapylalkohol zurückführen [HANSEN, 2015].

Auch bei der Cellulose bilden sich viele Substanzen, bei denen es sich sowohl um heteroaromatische als auch nichtaromatische cyclische Verbindungen handelt. Einige der Produkte wie zum Beispiel Maltol und 5-Hydroxymethylfufural entstehen auch aus anderen thermochemischen Reaktionen von Zuckern [REINEKE, 2007].

Zusammenfassend lassen sich für die Analyseergebnisse der Standardsubstanzen charakteristische Pyrolyseprodukte der Cellulose und des Lignins ausmachen. Es ließen sich keine Substanzen ausmachen, die sich in beiden Reinsubstanzen gebildet haben, wobei die Ergebnisse durch aktuelle Literatur bestätigt wurden [HEMPFLING, 1990 / BUURMAN, 2007 / KRATZL, 1965]. Eine Pyrolyse von Mischungen aus Lignin und Cellulose hat keinen Einfluss auf das Produktspektrum [ZHANG, 2015]. Die in Tabelle 44 und Tabelle 45 aufgeführten Verbindungen sind daher spezifische Pyrolyseprodukte von Lignin und Cellulose und können für die Zuordnung von Substanzen, die bei der Pyrolyse von Bodenproben entstehen, herangezogen werden. Zwar werden nicht alle Substanzen, die bei den Bodenproben gebildet werden, auch in den Standardsubstanzen gebildet, aber die identifizierten Grenzstrukturen helfen bei der Zuordnung

der unbekanntenen Substanzen, welche zudem durch Fachliteratur bestätigt werden [HEMPFLING, 1990 / LA ROSA, 2012 / JIMENEZ-MORILLO, 2016 / FABBRI, 1996 / BUURMAN, 2007 / DEL RIO, 2000 / SAIZ-JIMENEZ, 1986 / KRATZL, 1965 / HANSEN, 2015].

7.8 Statistische Methoden

Mittelwert:

$$\bar{x} = \frac{1}{n} * \sum_{i=1}^n x_i \quad \text{Formel 5}$$

mit \bar{x} : Mittelwert, n : Anzahl der Einzelwerte, x_i : Einzelwerte

Standardabweichung:

$$s(x) = \sqrt{\frac{\sum_{i=1}^n (x_i - \bar{x})^2}{n - 1}} \quad \text{Formel 6}$$

mit $s(x)$: Standardabweichung, \bar{x} : Mittelwert, n : Anzahl der Einzelwerte, x_i : Einzelwerte

Vertrauensintervall:

$$\mu = \bar{x} \pm t * s_{\bar{x}} = \bar{x} \pm t * \frac{s_x}{\sqrt{n}} \quad \text{Formel 7}$$

mit μ : Vertrauensintervall, \bar{x} : Mittelwert, t : t-Faktor, $s_{\bar{x}}$: Standardabweichung des Mittelwerts einer Stichprobe, n : Anzahl der Einzelwerte

Prüfgröße

$$PG = \frac{|x_i - \bar{x}|}{s_x}$$

Formel 8

7.8.1 Hauptkomponentenanalyse und Einfaktorielle Varianzanalyse

Die Durchführung der einfaktoriellen Varianzanalyse erfolgte mit der ANOVA-Funktion von MICROSOFT EXCEL®. Die Rohdaten sind im elektronischen Anhang aufgeführt.

Die Hauptkomponentenanalyse (PCA) wurde mit EXCELSTAT® erstellt. Es wurden die ermittelten Daten für die Baumarten *Abies procera*, *Betula maximowicziana*, *Metasequoia glyptostroboides* und *Thuja plicata* eingebunden.

Tabelle 46: PCA Deskriptive Statistik

Deskriptive Statistiken:							
Variable	Beobachtungen	Beo. mit fehlender Daten	Beo. ohne fehlender Daten	Minimum	Maximum	Mittelwert	Standardabweichung
Alter	174	0	174	1,000	33,000	8,000	8,352
Deck	174	0	174	1,000	7,000	3,448	2,070
Z.G.	174	0	174	1,000	6,000	2,523	1,665
OfI	174	0	174	1,000	5,000	2,724	1,514
Fe	174	0	174	1,000	4,000	2,489	1,131
Extr	174	0	174	1,200	6,600	3,273	1,263
pH	174	0	174	2,500	4,000	2,896	0,216

Tabelle 47: PCA Eigenwerte

Eigenwerte:							
	F1	F2	F3	F4	F5	F6	F7
Eigenwert	2,924	1,314	1,010	0,633	0,597	0,388	0,134
Variabilität (%)	41,771	18,777	14,421	9,049	8,532	5,537	1,914
Kummulierter %	41,771	60,547	74,969	84,017	92,549	98,086	100,000

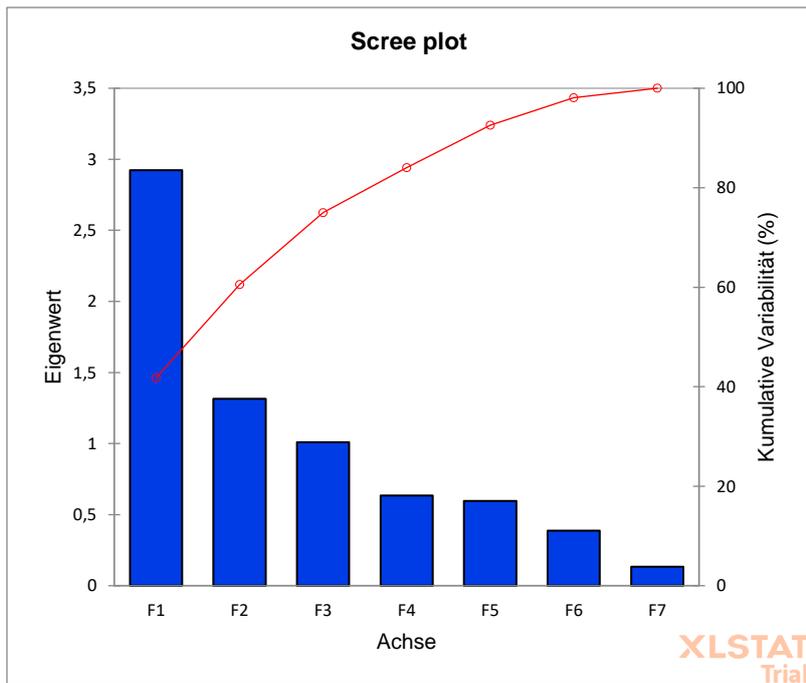


Diagramm 22: PCA Scree Plot

Tabelle 48: PCA Eigenvektoren, Faktorladungen, Korrelationen zwischen Variablen und Faktoren

Eigenvektoren:						
	F1	F2	F3	F4	F5	
Alter	0,435	0,296	0,190	0,325	-0,269	
Deck	0,297	-0,512	0,199	0,703	0,010	
Z.G.	0,511	0,176	-0,185	-0,176	-0,321	
OfI	0,512	-0,074	-0,068	-0,371	-0,201	
Fe	0,298	-0,478	0,392	-0,443	0,430	
Extr	-0,002	0,514	0,766	-0,019	0,129	
pH	0,332	0,348	-0,382	0,186	0,763	
Faktorladungen:						
	F1	F2	F3	F4	F5	
Alter	0,743	0,339	0,190	0,259	-0,208	
Deck	0,509	-0,587	0,200	0,559	0,008	
Z.G.	0,874	0,201	-0,186	-0,140	-0,248	
OfI	0,876	-0,085	-0,069	-0,295	-0,155	
Fe	0,510	-0,548	0,394	-0,353	0,332	
Extr	-0,004	0,589	0,769	-0,015	0,100	
pH	0,567	0,399	-0,384	0,148	0,590	

Korrelationen zwischen Variablen und Faktoren:					
	F1	F2	F3	F4	F5
Alter	0,743	0,339	0,190	0,259	-0,208
Deck	0,509	-0,587	0,200	0,559	0,008
Z.G.	0,874	0,201	-0,186	-0,140	-0,248
OfI	0,876	-0,085	-0,069	-0,295	-0,155
Fe	0,510	-0,548	0,394	-0,353	0,332
Extr	-0,004	0,589	0,769	-0,015	0,100
pH	0,567	0,399	-0,384	0,148	0,590

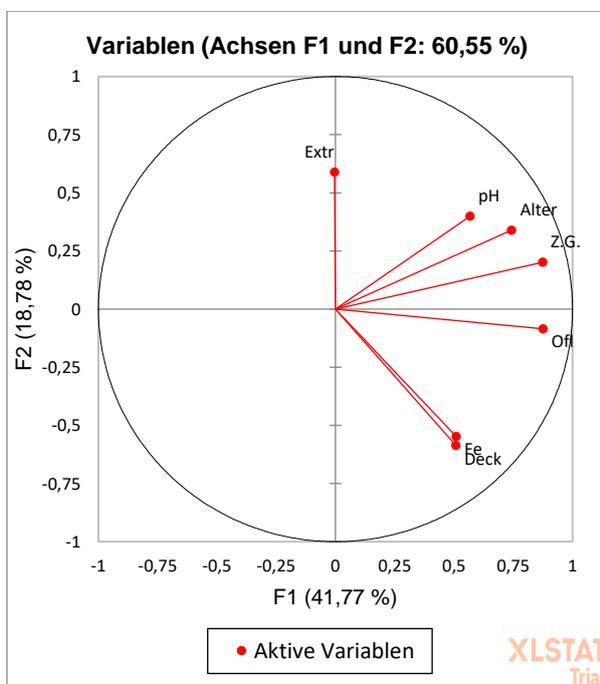


Diagramm 23: Hauptkomponentenanalyse F1 und F2

Tabelle 49: PCA Beiträge der Variablen, quadrierte Cosinuswerte

Beiträger der Variablen (%):					
	F1	F2	F3	F4	F5
Alter	18,890	8,768	3,593	10,576	7,237
Deck	8,850	26,216	3,945	49,396	0,010
Z.G.	26,124	3,085	3,438	3,110	10,312
OfI	26,232	0,547	0,466	13,773	4,048
Fe	8,890	22,855	15,363	19,635	18,500

Extr	0,001	26,414	58,603	0,035	1,661
pH	11,012	12,116	14,592	3,475	58,232
Quadierte Cosinuswerte der Variablen:					
	F1	F2	F3	F4	F5
Alter	0,552	0,115	0,036	0,067	0,043
Deck	0,259	0,345	0,040	0,313	0,000
Z.G.	0,764	0,041	0,035	0,020	0,062
Ofl	0,767	0,007	0,005	0,087	0,024
Fe	0,260	0,300	0,155	0,124	0,110
Extr	0,000	0,347	0,592	0,000	0,010
pH	0,322	0,159	0,147	0,022	0,348

8 Literaturverzeichnis

Abyshev, A. Z.; Agaev, É. M.; Guseinov, A. B. Studies of the chemical composition of birch bark extracts (Cortex betula) from the Betulaceae family, *Pharm Chem J.* **2007**, *41*, pp. 419–423

Aimi, H.; Matsumoto, Y.; Meshitsuka, G. Structure of small lignin fragments retained in water-soluble polysaccharides extracted from birch MWL isolation residue, *J Wood Sci.* **2005**, *51*, pp. 303–308

Albrecht, L. Grundlagen, Ziele und Methodik der waldökologischen Forschung in Naturwaldreservaten; Bayerisches Staatsministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten: München, **1990**

Alves, A.; Schwanninger, M.; Pereira, H.; Rodrigues, J. Analytical pyrolysis as a direct method to determine the lignin content in wood, *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis.* **2006**, *76*, pp. 209–213

Aas, G.; Riedmiller, A. GU-Naturführer Bäume. Laub- u. Nadelbäume Europas erkennen u. bestimmen; Gräfe und Unzer: München, **1987**

Arora, D. Mushrooms demystified. A comprehensive guide to the fleshy fungi; Ten Speed Press: Berkeley, **1986**

Baber, K.; Otto, P.; Kahl, T.; Gossner, M. M.; Wirth, C.; Gminder, A.; Bässler, C. Disentangling the effects of forest-stand type and dead-wood origin of the early successional stage on the diversity of wood-inhabiting fungi, *Forest Ecology and Management.* **2016**, *377*, pp. 161–169

Behr, A.; Agar, D. W.; Jörissen, J. Einführung in die Technische Chemie; Spektrum Akademischer Verlag: Heidelberg, **2010**

Benning, J. Baumportal – Alle über Bäume [online], URL: <https://www.baumportal.de> (letzter Aufruf **30.05.2019**)

Benzing, D. H. Vascular epiphytes. General biology and related biota; Cambridge University Press: Cambridge, **1990**

Black, T. A.; Harden, J. W. Effect of timber harvest on soil carbon storage at Blodgett Experimental Forest, California, *Can. J. For. Res.* **1995**, *25*, pp. 1385–1396

- Błońska, E.; Kacprzyk, M.; Spólnik, A.** Effect of deadwood of different tree species in various stages of decomposition on biochemical soil properties and carbon storage, *Ecol Res.* **2017**, *32*, pp. 193–203
- Blume, H.-W;** et al. Scheffer/Schachtschabel: Lehrbuch der Bodenkunde, 16th ed.; Spektrum Akademischer Verlag, **2009**
- Bonner, J.; Varner, J. E.** Plant Biochemistry; Elsevier Science: Burlington, **1965**
- Bradford, M. A.; Warren II, R. J.; Baldrian, P.; Crowther, T. W.; Maynard, D. S.; Oldfield, E. E.; Wieder, W. R.; Wood, S. A.; King, J. R.** Climate fails to predict wood decomposition at regional scales, *Nature Clim Change.* **2014**, *4*, pp. 625–630
- Brais, S.; Drouin, P.** Interactions between deadwood and soil characteristics in a natural boreal trembling aspen – jack pine stand 1 This article is one of a selection of papers from the International Symposium on Dynamics and Ecological Services of Deadwood in Forest Ecosystems, *Can. J. For. Res.* **2012**, *42*, pp. 1456–1466
- Braches, C.** Untersuchungen zur Totholzzersetzung nicht standortspezifischer Baumarten im Vergleich zu den heimischen Baumarten Buche und Fichte im Staatsforst Burgholz, Wissenschaftliche Abschlussarbeit, Bergische Universität Wuppertal, **2019**
- Braun-Blanquet, J.** Pflanzensoziologie. Grundzüge der Vegetationskunde; Springer Vienna: Vienna, **1964**
- Brosse, N.; et al.** Investigation of the chemical modifications of beech wood lignin during heat treatment, *Polymer Degradation and Stability*, **2010**, *9*, pp. 1721-1726
- Bütler, R.; Lachat, T.; Schlaepfer, R.** Grundlagen für eine Alt- und Totholzstrategie der Schweiz: Eidgenössische Technische Hochschule, Lausanne (EPFL), **2005**
- Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz (BMEL),** Waldstrategie 2020. Nachhaltige Waldbewirtschaftung - eine gesellschaftliche Chance und Herausforderung, Broschüre, Bonn, **2011**
- Buurman, P.; Peterse, F.; Almendros Martin, G.** Soil organic matter chemistry in allophanic soils. A pyrolysis-GC/MS study of a Costa Rican Andosol catena, *Eur J Soil Science.* **2007**, *58*, pp. 1330–1347
- Cammack, R.** Oxford dictionary of biochemistry and molecular biology, *Oxford reference online premium.* **2008**

- Chu, K. L.; Cooper, W. S.** An Ecological Reconnaissance in the Native Home of *Metasequoia glyptostroboides*, *Ecology*, **1950**, pp. 260–278
- Croan, S. C.** Evaluation of White-Rot Fungal Growth on Southern Yellow Pine Wood Chips Pretreated with Blue-Stain Fungi, Paper prepared for the 31st Annual Meeting, U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Forest Products Laboratory, **2000**
- Dashtban, M.; Schraft, H.; Syed, T. A.; Qin, W.** Fungal biodegradation and enzymatic modification of lignin, *International journal of biochemistry and molecular biology*. **2010**, *1*, pp. 36–50
- Del Río, J. C., et al.** Py–GC/MS study of Eucalyptus globulus wood treated with different fungi. In *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*, **2000**, *58 - 59*, pp. 441–452
- Edlin, H.; Nimmo, M.** BLV-Bildatlas der Bäume. Merkmale u. Biologie, Nutzung u. Verwendung, Ökologie d. Waldes, 2nd ed.; BLV-Verl.-Ges: München, **1985**
- Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft (WSL)**, Lebensraum Totholz, Merkblatt für die Praxis, **2002**, *33*, pp. 1 - 7
- Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft (WSL)**, Auswirkungen der Douglasie auf die Waldbiodiversität: Eine Literaturübersicht, *WSL Berichte*, **2014**, *20*, pp. 1 - 52
- Ek, M.** Wood chemistry and wood biotechnology; De Gruyter: Berlin, **2009**
- Fabbri; Chiavari, G.; Galletti, G. C.** Characterization of soil humin by pyrolysis(/methylation)-gas chromatography/mass spectrometry. Structural relationships with humic acids, *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. **1996**, *37*, pp. 161–172
- Fabbri; Mongardi, M.; Montanari, L.; Galletti, G. C.; Chiavari, G.; Scotti, R.** Comparison between CP/MAS ¹³C-NMR and pyrolysis-GC/MS in the structural characterization of humins and humic acids of soil and sediments, *Fresenius' Journal of Analytical Chemistry*. **1998**, *362*, pp. 299–306
- Fengel, D.; Przyklenk, M.** Vergleichende Extraktbestimmungen zum Ersatz von Benzol durch Cyclohexan, *Holz als Roh-und Werkstoff*. **1983**, *41*, pp. 193–194
- Fengel, D.; Wegener, G.** Wood. Chemistry, ultrastructure, reactions; Kessel Verlag: Remagen, **2003**

- Flaig, W.; Haider, K.** Die Verwertung phenolischer Verbindungen durch Weißfäulepilze, *Archiv. Mikrobiol.* **1961**, *40*, pp. 212–223
- Fravolini, G.; Egli, M.; Derungs, C.; Cherubini, P.; Ascher-Jenull, J.; Gómez-Brandón, M.; Bardelli, T.; Tognetti, R.; Lombardi, F.; Marchetti, M.** Soil attributes and microclimate are important drivers of initial deadwood decay in sub-alpine Norway spruce forests, *The Science of the total environment.* **2016**, *569-570*, pp. 1064–1076
- Friebes, G.** Untersuchungen zu holzabbauenden Pilzen des Ausseerlandes (Steiermark, Österreich). In *Joannea Botanik*, **2018**, pp. 15–70
- Fuchino, H.; Satoh, T.; Tanakan, N.** Chemical Evaluation of Betula Species in Japan. III. Constituents of Betula maximowicziana, *Chem. Pharm. Bull.* **1996**, *44*, pp. 1748–1753
- Fuchs, G.; Schlegel, H. G.;** Eitinger, T. *Allgemeine Mikrobiologie*, 9th ed.; Thieme: Stuttgart, **2014**
- Gminder, A.; Oftring, B.,** Handbuch für Pilzsammler. 340 Arten Mitteleuropas sicher bestimmen, 2nd ed.; Kosmos: Stuttgart, **2014**
- Goodell, B.; Qian, Y.; Jellison, J.** Fungal Decay of Wood. Soft Rot—Brown Rot—White Rot. In *Development of Commercial Wood Preservatives*, **2008**, pp. 9–31
- Goss, J.** Untersuchungen von Totholz nicht-heimischer Arten in Arnsberg sowie Totholz von Mammutbäumen in Kaldenkirchen, Wissenschaftliche Abschlussarbeit, Bergische Universität Wuppertal, **2019**
- Gruber, E.** Grundlagen der Zellstofftechnologie, Vorlesungsskriptum zum Lehrgang „Papier-technik“ an der Dualen Hochschule BW-Karlsruhe, Version 2011, letzte Aktualisierung **27.07.2011**
- Hähne, K.** Die Fichte. Der Baum des Jahres, *Schweizer Briefmarken Zeitung SBZ*, **2017**, *5-6*, pp. 202-203
- Haimerl, H.; Bachmeier, W.** www.123pilzsuche.de (123Pilze.de) [online], URL: <https://www.123pilzsuche.de/> (letzter Aufruf **30.10.2021**)
- Hansen, B.** Qualitative und quantitative Analyse von Ligninen verschiedener Quellen bzw. Aufschlussverfahren für einen Einsatz als biobasierten Chemierohstoff und polymeres Material: Cottbus–Senftenberg, **2015**

- Hansson, K., et al.** Differences in soil properties in adjacent stands of Scots pine, Norway spruce and silver birch in SW Sweden. In *Forest Ecology and Management*, **2011**, 262(3), pp. 522–530
- Heldt, H. W.; Piechulla, B.** Pflanzenbiochemie, 5th ed.; Springer Berlin Heidelberg; Imprint; Springer Spektrum: Berlin, Heidelberg, **2015**
- Hellberg-Rode, G.** Projekt Hypersoil [online], URL: <https://hypersoil.uni-muenster.de/0/04/05.htm#Huminstoffe>, Stand 2004. (letzter Aufruf 05.05.2019)
- Hempfling, R.; Schulten, H.-R.** Chemical characterization of the organic matter in forest soils by Curie point pyrolysis-GC/MS and pyrolysis-field ionization mass spectrometry, *Organic Geochemistry*. **1990**, 15, pp. 131–145
- Hepp, C.; Gurk, C.** Baumkunde.de: Online-Datenbank für Bäume und Sträucher [online], URL: <https://www.baumkunde.de/> (letzter Aufruf **30.05.2019**)
- Higuchi, T.** Biochemistry and molecular biology of wood; Springer: Berlin, New York, **1997**.
- Hirschberg, H. G.** Handbuch Verfahrenstechnik und Anlagenbau; Springer Berlin Heidelberg: Berlin, Heidelberg, **1999**
- Hirschberger, P. (WWF)** Potenziale der Biomassennutzung aus dem Österreichischen Wald unter Berücksichtigung der Biodiversität. Naturverträgliche Nutzung forstlicher Biomasse zur Wärme- und Stromgewinnung unter besonderer Berücksichtigung der Flächen der Österreichischen Bundesforste, **2006**
- Hoffmann, N.** Zuwachspotenziale und Klimasensitivität eingeführter Baumarten in Nordrhein-Westfalen. Ergebnisse aus dem Arboretum Burgholz, Dissertation, Georg-August-Universität Göttingen, **2019**
- Hogrebe.** Exotenwald Wuppertal: Staatsforst Burgholz. Fremdländische Baumarten in der Staatlichen Revierförsterei Burgholz; W G W Wuppertal: Wuppertal, **1966**
- Hudson, H. J.** Fungal Biology; Arnold: Baltimore, **1986**
- Hudson, H. J.** Fungal biology; Univ. Press: Cambridge, **1992**
- IPCC.** Kernbotschaften des Fünften Sachstandberichts des IPCC. Klimaänderung 2014: Synthesebericht, **2014**
- Jahn, H.** Pilze, die an Holz wachsen, Busse-Verlag, Herford, **1979**

- Jahn, H.; Reinartz, H.** Pilze an Bäumen. Lebensweise, Schadwirkung und Bestimmungsmerkmale der häufigsten Pilzarten in totem Holz und lebenden Bäumen, 3rd ed.; Patzer: Berlin, **2005**
- Jiménez-Morillo, N. T.; La Rosa, J. M.; Waggoner, D.; Almendros, G.; González-Vila, F. J.; González-Pérez, J. A.** Fire effects in the molecular structure of soil organic matter fractions under *Quercus suber* cover, *CATENA*. **2016**, *145*, pp. 266–273
- Johnson, H.** Das große Buch der Bäume. Ein Führer durch Wälder, Parks und Gärten der Welt, 4th ed.; Hallwag: Bern, **1978**
- Johnson, D. W.; Curtis, P. S.** Effects of forest management on soil C and N storage. Meta analysis. In *Forest Ecology and Management*, **2001**, *140*(2), pp. 227–238
- Kahl, T.; et al.** Wood decay rates of 13 temperate tree species in relation to wood properties, enzyme activities and organismic diversities, *Forest Ecology and Management*. **2017**, *391*, pp. 86–95
- Kawase, K.** Chemical Components of Wood Decayed Under Natural Condition and Their Properties. In *Journal of the Faculty of Agriculture*, **1962**, *52*(2), pp. 186–245
- Kolbe, W.** Der Bergische Wald. Lebensraum für Pflanzen, Tiere und Menschen vorgestellt am Beispiel des Staatswaldes Burgholz in Wuppertal und Solingen, Natur beobachten und kennenlernen, Bergisches Land, Band 7, Born-Verlag, Wuppertal, **1991**
- Kratzl, K.; Czepel, H.; Gratzl, J.** Gaschromatographische Studien zur Pyrolyse des Lignins, *Holz als Roh-und Werkstoff*. **1965**, *23*, pp. 237–240
- Krzychowska-Waitkus, A.; Vance, G. F.; Preston, C. M.** Influence of coarse wood and fine litter on forest organic matter composition, *Can. J. Soil. Sci.* **2006**, *86*, pp. 35–46
- Kuntze, H.; Roeschmann, G.; Schwerdtfeger, G.** Bodenkunde. 5. neubearbeitete und erweiterte Auflage. Verlag Eugen Ulmer, Stuttgart, **1994**
- Kürschner, K.** Einige kritische Erwägungen zur Analyse von Hölzern, *Holz als Roh-und Werkstoff*. **1958**, *16*, pp. 288–297
- Lachat, T.; et al.** Totholz im Wald. Entstehung, Bedeutung und Förderung. In *Merkblatt für die Praxis*, **2019**, *52*, pp. 1–12
- Lagomarsino, A.; et al.** Decomposition of black pine (*Pinus nigra* J. F. Arnold) deadwood and its impact on forest soil components, *The Science of the total environment*. **2021**, *754*, p. 142039

- Landesbetrieb Wald und Holz Nordrhein-Westfalen (LWH-NRW)**, Burgholz - Geschichte und Perspektiven eines Versuchsreviers im Zeichen des Klimawandels: Münster, **2009**
- Landesbetrieb Wald und Holz Nordrhein-Westfalen (LWH-NRW)**, Landeswaldbericht 2012. Bericht über Lage und Entwicklung der Forstwirtschaft in Nordrhein-Westfalen, **2012**
- Lavarack, B. P.; Griffin, G. J.; Rodman, D.** The acid hydrolysis of sugarcane bagasse hemicellulose to produce xylose, arabinose, glucose and other products, *Biomass and Bioenergy*. **2002**, *23*, pp. 367–380
- La Rosa, J. M.; et al.** Characterization of wildfire effects on soil organic matter using analytical pyrolysis, *Geoderma*. **2012**, *191*, pp. 24–30
- Leder, B.** Die AG Gastbaumarten im Deutschen Verband Forstlicher Forschungsanstalten [online], URL: <https://www.waldwissen.net/de/waldwirtschaft/waldbau/die-ag-gastbaumarten-im-dvffa> (letzter Aufruf **30.05.2019**)
- Leder, B.; Tennhoff, N.** Kurzportrait Lindenblättrige Birke (*Betula maximowicziana*) [online], URL: <https://www.waldwissen.net/de/waldwirtschaft/waldbau/lindenblaettrige-birke> (letzter Aufruf **30.05.2019**)
- Less, W. R.** Lexikon Qualifizierung analytischer Daten; Vogel Business Media GmbH & Co. KG: s.l., **2011**
- Liao, Y. F. Wang S. R. Ma X. Q.** Study of Reaction Mechanisms in Cellulose Pyrolysis. In *Prepr. Pap. -Am. Chem. Soc. Div. Fuel Chem*, **2004**, *49(1)*, pp. 407–411
- Lin, S. Y.** Methods in lignin chemistry, 1st ed.; Springer: Berlin, **2011**
- Lohmann, U.; Blosen, M.** Holzlexikon, 4th ed.; Nikol: Hamburg, **2010**
- Lorenz, J.** Schnellmethode der Totholz-Strukturkartierung. Eine Methode zur Bewertung von Waldbeständen in FFH-Gebieten und Naturwaldreservaten. In *Naturschutz und Landschaftsplanung*, *37 (1)*, **2005**, pp. 342–349
- Lourenço, A.; et al.** Comparison of Py-GC/FID and Wet Chemistry Analysis for Lignin Determination in Wood and Pulps from *Eucalyptus globulus*. In *BioResources*, **2013**, *8(2)* pp. 2967–2980

Martínez, A. T.; Speranza, M.; Ruiz-Dueñas, F. J.; Ferreira, P.; Camarero, S.; Guillén, F.; Martínez, M. J.; Gutiérrez, A.; Del Río, J. C. Biodegradation of lignocellulosics. Microbial, chemical, and enzymatic aspects of the fungal attack of lignin, *International microbiology : the official journal of the Spanish Society for Microbiology*. **2005**, 8, pp. 195–204

Mayer, J.; Schwegler, H.-W. Welcher Baum ist das? Bäume, Sträucher, Ziergehölze, 25th ed.; Kosmos: Stuttgart, **2002**

Meinert, C.; Meierhenrich, U. J. Die umfassende zweidimensionale Gaschromatographie - eine neue Dimension für analytische Trennwissenschaften, *Angew. Chem.* **2012**, 124, pp. 10610–10621

Meinunger, L. & Schröder, W., Verbreitungsatlas der Moose Deutschlands, Regensburgische Botanische Gesellschaft: Regensburg, **2007**

Mies, B., Die Waldgeschichte des Burgholz und der Bergischen Wälder besonders seit dem Mittelalter bis 1900, In Jahresberichte des Naturwissenschaftlichen Vereins Wuppertal, **2000**, 53, pp. 18 - 33

Ministerium für Klimaschutz, Umwelt, Landwirtschaft, Natur und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen (MULNV), Klimawandel im Wald–Konzept für eine Anpassungsstrategie für Nordrhein-Westfalen, **2014**

Ministerium für Klimaschutz, Umwelt, Landwirtschaft, Natur und Verbraucherschutz des Landes Nordrhein-Westfalen (MULNV), Burgholz: vom Versuchsrevier zum Arboretum, Schriftenreihe der Landesforstverwaltung Nordrhein-Westfalen, Heft 11, **2000**

Ministerium für Umwelt, Raumordnung und Landwirtschaft des Landes Nordrhein-Westfalen (MURL), Staatsforst Burgholz- Studie zur Erfassung und Analyse des Anbaus einheimischer und fremdländischer Baumarten, **1995**

Mohaupt, D. Warum das Fichtensterben dem Harz guttut, Deutschlandfunk Kultur, Beitrag vom **04.12.2018**

Naturschutzbund Deutschland (NABU). Förderung der Biologischen Vielfalt im Wirtschaftswald. Wertvoller Wald durch Alt- und Totholz, **2018**

Niese, G. Wie lange bleiben Baumstämme dem Ökosystem Wald erhalten? In *Praxisinformation*, **2013**, *32*, pp 41 -46

Ninnemann, H. Strukturelle Merkmale N-modifizierter Braunkohlen unter besonderer Berücksichtigung der Huminstoffe, Dissertation, Technische Universität Dresden, **2007**

Ódor, P.; et al., Diversity of dead wood inhabiting fungi and bryophytes in semi-natural beech forests in Europe, *Biological Conservation*. **2006**, *1*, pp. 58-71

Ódor, P.; van Hees, A. F. Preferences of dead wood inhabiting bryophytes for decay stage, log size and habitat types in Hungarian beech forests, *Journal of Bryology*. **2013**, *26*, pp. 79–95

Oehmichen, K. Erfassung der Totholzmasse - Zusammenstellung von Verfahrensansätzen und Bewertung ihrer Eignung für massenstatistische Erhebungen: Eberswalde, **2007**

Oglesby, R. T.; Christman, R. F.; Driver, C. H. The Biotransformation of Lignin to Humus—Facts and Postulates. In *Advances in applied microbiology*; Umbreit, W. W., Ed.; Academic Press: New York, **1968**, pp. 171–184

Ohkoshi, M.; Kato, A.; Suzuki, K.; Hayashi, N.; Ishihara, M. Characterization of acetylated wood decayed by brown-rot and white-rot fungi, *J Wood Sci*. **1999**, *45*, pp. 69–75

Osono, T.; Takeda, H. Fungal decomposition of Abies needle and Betula leaf litter, *Mycologia*. **2006**, *98*, pp. 172–179

Oswald, I., Oswald, W. & Glöckler, H. Xylobionte Pilze im Wildnisgebiet Samina- und Galinatal (Vorarlberg, Österreich / Fürstentum Liechtenstein). In *inatura - Forschung online*, **2018**, *56*, pp. 1–31

Otte, A. Untersuchungen von Holzproben aus unterschiedlichen Holzschichten, Bachelorarbeit Bergische Universität Wuppertal, **2019**

Panayotov, K. H. Influence of deadwood on soil carbon, nitrogen, bulk density and pH in a deciduous non-intervention forest reserve, Masterthesis, University of Copenhagen, **2016**

Pecha, M. B.; Garcia-Perez, M. Pyrolysis of lignocellulosic biomass: oil, char, and gas. In *Bioenergy. Biomass to biofuels and waste to energy*; Dahiya, A., Ed.; Academic Press: London, **2020**, pp. 581–619

Pérez, J.; Muñoz-Dorado, J.; La Rubia, T.; Martínez, J. Biodegradation and biological treatments of cellulose, hemicellulose and lignin. An overview, *International microbiology: the official journal of the Spanish Society for Microbiology*. **2002**, *5*, pp. 53–63

- Petterson, R. C.** The Chemical Composition of Wood. In *The chemistry of solid wood. Based on a short course and symposium sponsored by the Division of Cellulose, Paper, and Textile Chemistry at the 185th meeting of the American Chemical Society, Seattle, Washington, March 20 - 25, 1983*; Rowell, R. M., Ed.; American Chemical Society: Washington, DC, **1984**, pp. 57–126
- Polizeli, M. L. T. M.**; et al. Xylanases from fungi. Properties and industrial applications, *Applied microbiology and biotechnology*. **2005**, *67*, pp. 577–591
- Poljak, A.** Holzaufschluß mit Peressigsäure. In *Angew. Chem*, **1948**, *60*, pp. 45–46
- Přívětivý, T.**; et al. Decay dynamics of *Abies alba* and *Picea abies* deadwood in relation to environmental conditions. In *Forest Ecology and Management*, **2018**, *427*, pp. 250–259
- Purahong, W.**; **Wubet, T.**; **Krüger, D.**; **Buscot, F.** Molecular evidence strongly supports deadwood-inhabiting fungi exhibiting unexpected tree species preferences in temperate forests, *The ISME journal*. **2017**
- Raessler, M. et al.**, Chromatographic analysis of major non-structural carbohydrates in several wood species – an analytical approach for higher accuracy of data, *Anal. Methods*, **2**, **2010**, pp. 532–538
- Rajandu, E.**; **Kikas, K.**; **Paal, J.** Bryophytes and decaying wood in *Hepatica* site-type boreo-nemoral *Pinus sylvestris* forests in Southern Estonia, *Forest Ecology and Management*. **2009**, *257*, pp. 994–1003
- Ratia, H.**; **Rämänen, H.**; **Lensu, A.**; **Oikari, A.** Betulinol and wood sterols in sediments contaminated by pulp and paper mill effluents. Dissolution and spatial distribution, *Environmental science and pollution research international*. **2013**, *20*, pp. 4562–4573
- Reineke, S.** *Umweltmikrobiologie*, 1st ed.; Elsevier, Spektrum Akad. Verl.: München, **2007**
- Rodrigues, J.**; **Meier, O.**; **Faix, O.**; **Pereira, H.** Determination of tree to tree variation in syringyl/guaiacyl ratio of *Eucalyptus globulus* wood lignin by analytical pyrolysis, *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. **1999**, *48*, pp. 121–128
- Roffael, E.** Significance of wood extractives for wood bonding. In *applied microbiology and Biotechnology*, **2015**, *100*, pp. 1589–1596
- Roloff, A.** *Bäume: Lexikon der praktischen Baumbiologie*, 2nd ed.; John Wiley & Sons: Hoboken, **2012**

- Rowe, J. W.** Natural Products of Woody Plants - Chemicals Extraneous to the Lignocellulosic Cell Wall, Springer Verlag, Berlin Heidelberg, **1989**
- Rowell, R. M.** Handbook of wood chemistry and wood composites; CRC Press: Boca Raton Fla., **2005**
- Rushforth, K.** Der Kosmos-Baumführer. Die wichtigsten europäischen Arten leicht bestimmt; [über 500 Fotos und Zeichnungen], **2001**
- Saiz-Jimenez, C.; Leeuw, J. W.** Chemical characterization of soil organic matter fractions by analytical pyrolysis-gas chromatography-mass spectrometry, *Journal of Analytical and Applied Pyrolysis*. **1986**, 9, pp. 99–119
- Sánchez, C.** Lignocellulosic residues. Biodegradation and bioconversion by fungi, *Biotechnology advances*. **2009**, 27, pp. 185–194
- Sandberg, K.** Degradation of Norway spruce (*Picea abies*) heartwood and sapwood during 5.5 years' above-ground exposure, *Wood Material Science & Engineering*. **2008**, 3, pp. 83–93
- Schinner, H.**, Ed. Bodenbiologische Arbeitsmethoden; Springer: Berlin, Göttingen, **1993**.
- Schmidt, O.** Holz- und Baupilze. Biologie, Schäden, Schutz, Nutzen, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, **1994**
- Schmitt, N. A. Y.; Schick, A.** Pilze, Flechten und Moose an stehendem und liegendem Totholz nicht standortheimischer Baumarten im Bergischen Wald Burgholz, Masterarbeit, Bergische Universität Wuppertal, **2015**
- Schroeder, D.; Blum, W. E.** Bodenkunde in Stichworten, 5th ed.; Borntraeger: Berlin, **1992**
- Schütt, P.; Aas, G.** Lexikon der Forstbotanik. Morphologie, Pathologie, Ökologie und Systematik wichtiger Baum- und Straucharten, 1st ed.; Ecomed: Landsberg/Lech, **1992**
- Seifert, K.** Chemischer Abbau der Buchenholz-Zellwand durch den Weißfäulepilz *Polystictus versicolor* (Linn.) Fr, *Holz als Roh-und Werkstoff*. **1966**, 24, pp. 81–86
- Seubert Hunziker, H.; Baum, S.; Weber, P.; Pöhler, E.; Kupferschmid Albisetti, A. D.** Holzkunde II, ETH, Eidgenössische Technische Hochschule Zürich, **2001**
- Shafizadeh, F.; Fu, Y. L.** Pyrolysis of cellulose, *Carbohydrate Research*. **1973**, 29, pp. 113–122
- Shang, J.; et. al.** Degradation Mechanism and Chemical Component Changes in *Betula platyphylla* Wood by Wood-Rot Fungi. In *BioResources*, **2013**, 8(4) pp. 6066–6077

- Sjöström, E.** Wood chemistry. Fundamentals and applications, 2nd ed.; Academic: San Diego, Calif., **1993**
- Sjöström, E.** Analytical Methods in Wood Chemistry, Pulping, and Papermaking, Springer-Verlag Berlin Heidelberg, 1st ed., **1999**
- Smith, I. M.** European handbook of plant diseases; Blackwell Scientific Publications: Oxford Oxfordshire, Boston, **1988**
- Spears, J. D. H.; Holub, S. M.; Harmon, M. E.; Lajtha, K.** The influence of decomposing logs on soil biology and nutrient cycling in an old-growth mixed coniferous forest in Oregon, U.S.A, *Can. J. For. Res.* **2003**, *33*, pp. 2193–2201
- Spicher, G.** Analytische Methoden zur Prüfung gesundheitsschädlicher Arbeitsstoffe. Analysen in biologischem Material; Chemie GmbH: Weinheim/New York: New York, **1978**
- Stenius, P.; Gullichsen, J.** Papermaking science and technology. A series of 19 books covering the latest technology and future trends; Fapet Oy: Helsinki, **2000**
- Suanjak, M.** Moosvegetation auf Totholz im Nationalpark Gesäuse: Nestelbach bei Graz, **2008**
- Tamcke, J.** Überprüfung der Analysemethoden holzchemischer Bestimmungen, Bachelorarbeit, Bergische Universität Wuppertal, **2018**
- Technical Assosiation oft he Pulp and Paper Industry (TAPPI)**, Solvent extractives of wood and pulp (Proposed revision of T 204 cm-97), **2007**
- Technical Assosiation oft he Pulp and Paper Industry (TAPPI)**, Acid-insoluble lignin in wood and pulp (Reaffirmation of T 222 om-02), **2006**
- Umweltbundesamt (UBA)**, Bodenzustand in Deutschland: Dessau-Roßlau, November **2015**.
- Vor, T.** Kurzportrait Riesenlebensbaum (*Thuja plicata*) [online], URL: <https://www.waldwissen.net/de/waldwirtschaft/waldbau/kurzportrait-riesenlebensbaum>, (letzter Aufruf **30.05.2019**)
- Wagenführ, A.; Scholz, F.** Taschenbuch der Holztechnik. Mit 84 Tabellen; Fachbuchverl. Leipzig im Hanser-Verl.: München, **2008**
- Weidenbörner, M.** Lexikon der Lebensmittelmykologie. Mit 20 Tabellen; Springer: Berlin, **2000**

WetterKontor GmbH, [online], URL: <https://www.wetterkontor.de/de/wetter/deutschland/rueckblick.asp>, (letzter Aufruf **01.06.2020**)

Winter, S. Ermittlung von strukturellen Indikatoren zur Abschätzung des Einflusses forstlicher Bewirtschaftung auf die Biozönosen von Tiefland-Buchenwäldern, Dissertation, Technische Universität Dresden, **2005**

Winter, H. Auswirkungen verschiedener Lagerungsbedingungen auf die Qualität von Fichtenschleifholz: Hamburg, **2009**

Wirth, V. Flechtenflora. Ökologische Kennzeichnung und Bestimmung der Flechten Südwestdeutschlands und angrenzender Gebiete, 1st ed.; Ulmer: Stuttgart, **1980**

Wirth, V.; Dull, R. Farbatlas Flechten und Moose. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer, **2000**

Wirth, V.; Hauck, M.; Schultz, M.; de Bruyn, U. Die Flechten Deutschlands; Ulmer: Stuttgart, **2013**

Wissenschaftlicher Beirat der Bundesregierung Globale Umweltveränderungen. Welt im Wandel: Die Gefährdung der Böden. Jahresgutachten 1994; Economica Verlag: Bonn, **1994**

Wozniowski, R.; Diekmann, M. Die Moosvegetation auf Fichtentotholz nach Windwurf. In *Forstarchiv*, **2009**, *80*, pp. 173–180

Xu, G., Goodell, B. Mechanisms of wood degradation by brown-rot fungi: chelator-mediated cellulose degradation and binding of iron by cellulose. *Journal of Biotechnology*, **2001**, *87*, pp. 43–57

Zhang, J.; et al. Cellulose-hemicellulose, cellulose-lignin interactions during fast pyrolysis, *ACS Sustainable Chemistry & Engineering*. **2015**, *2*, pp. 293 – 301

9 Anhang

9.1 Messwerte der Lichtintensitätsmessung

Tabelle 50: Gemessene Lichtintensitäten

Stammstück	Lichtintensität [Lux]											
	416 D1		432 H		435 G1		434 J		436 G1		417 C1	
	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2016	2017
1	1240	1206	3000	4000	2800	3000	54000	70000	2800	600	1200	1500
2	696	1600	1900	1000	4200	5000	72000	6000	2400	600	1000	1200
3			3500	2500	6000	2000	3900	4400	8500	700	750	900
4			1600	1200	4800	4000	4500	3000	1600	1000	1200	1250
5			2300	1300	5000	5000	4000	4500	1200	600	1200	1000
6			2800	1700	4200	6000	4000	4000			600	400
7			1600	1000	4000	2300 bis 11000	300	2000			500	600
8			3600	1800	5000	10600	2000	2000				
9			2400	2000	310	4400	2400	2000				
10							600	3000				
Buche 1								5500				
Buche 2								5200				
Buche 3								5000				
Fichte 1								5600				
Fichte 2								5800				
Fichte 3								5600				

Tabelle 51: Gemessene Lichtintensitäten

Stammstück	Stammstück [Lux]									
	435E		408N2		409E1		409P1		423E1	
	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016	2015	2016
1	73000	>100000	940	2800	8500	4000	1900	1000	550	500
2	26000	10000	770	2300	3100	3800	1000	2000	250	400
3	2000	3500	1020	2300	190	1500	2400	2000	400	700
4	73000	90000	800	3000	33000	15000	1780	2000	190	500
5	6800	3000	530	2500	1400	1200	130	1500	550	550
6	6200	4000	570	2000	140	900			660	650
7			400	1800	570	2000				
8			650	3600	670	1000				
9			540	3500	1100	1000				
10			510	2000	1280	1000				
11			700	6000						
12			890	6000						
Buche 1				1800				3500		
Buche 2				1500				4000		
Buche 3				1700				3800		
Fichte 1				1650				4200		

Fichte 2	1800	3600
Fichte 3	1700	4100

9.2 In-Vivo Parameter

Tabelle 52: *Acer rubrum* in-Vivo Parameter, Abteilung 432 H

Stammstück	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 halbs.	2	4	4	1	2	3	1	3	3	1	3/ 12%	2/ 28%
2 schattig	3	4	4	1	2	3	1	3	3	1	3/ 15%	2/ 36%
3 halbs.	5	5	6	3	3	3	4	4	4	4	4/ >44%	4/ >44%
4 halbs.	5	6	6	2	3	4	2	4	5	2	4/ >44%	4/ >44%
5 schattig	2	4	4	1	2	2	1	2	2	1	3/ 13%	2/ 26%
6 schattig	1	3	1	1	1	2	1	3	3	1	3/ 13%	3/ 35%
7 schattig	1	3	3	1	1	2	1	3	3	1	3/ 12%	3/ 35%
8 halbs.	1	2	2	1	1	2	1	3	3	1	3/ 11%	3/ 33%
9 halbs.	1	3	2	1	1	2	1	3	3	1	3/ 13%	3/ 36%

Tabelle 53: *Betula maximowicziana* in-Vivo Parameter, Abteilung 408 N2

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 schattig	2	4	5	3	3	4	2	2	3	2	1/ 13%	2/ 21%
2 schattig	2	2	3	3	3	3	2	4	4	2	2/ 32%	2/ 29%
3 schattig	4	6	6	3	4	4	1	4	4	4	3/ 27%	2/ 20%
4 schattig	7	7	7	3	6	6	2	5	5	4	3/ >44%	4/ >44%
5 schattig	5	7	7	4	6	6	5	5	5	3	4/ >44%	4/ >44%
6 schattig	1	3	4	3	5	5	3	5	5	3	2/ >44%	4/ >44%
7 schattig	2	3	4	3	5	5	3	5	5	2	2/ >44%	4/ >44%
8 halbs.	3	4	4	3	4	5	2	5	5	3	2/ >17%	4/ 25%
9 halbs.	2	5	7	3	3	3	1	1	1	3	1/ 35%	1/ 30%

10 schattig	6	7	7	4	4	4	4	5	5	4	2/ >44%	3/ >44%
11 hell	2	4	5	3	3	5	1	1	3	2	1/ 12%	4/ 13%
12 hell	6	7	7	3	4	5	1	4	4	2	4/ 17%	4/ 15%
Buche 1 schattig	-	1	5	-	1	2	-	1	2	-	2/ >44%	2/ >44%
Buche 2 schattig	-	1	5	-	1	2	-	1	2	-	2/ >44%	2/ >44%
Buche 3 schattig	-	1	5	-	1	2	-	1	2	-	2/ >44%	2/ >44%
Fichte 1 schattig	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	2/ >44%	2/ >44%
Fichte 2 schattig	-	1	1	-	1	2	-	1	2	-	2/ >44%	2/ >44%
Fichte 3 schattig	-	1	1	-	1	2	-	1	2	-	2/ >44%	2/ >44%

Tabelle 54: *Betula maximowicziana* in-Vivo Parameter, Abteilung 435 G1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 halbs.	3	3	4	1	1	1	1	1	2	2	1/ >44%	2/ 35%
2 halbs.	1	2	3	1	1	1	1	1	1	2	1/ 10%	1/ >44%
3 halbs.	1	4	4	1	1	1	1	1	1	2	1/ 20%	1/ 40%
4 halbs.	1	5	3	1	1	1	1	1	2	2	1/ 13%	1/ 32%
5 hell	1	3	2	1	1	1	1	1	1	2	1/ 24%	1/ >44%
6 hell	1	3	3	1	1	1	1	1	1	2	1/ 43%	1/ >44%
7 hell	1	4	4	1	1	1	1	1	1	2	1/ 14%	1/ >44%
8 hell	1	2	3	1	1	1	1	1	1	2	1/ 12%	1/ 23%
9 halbs.	1	4	4	1	1	1	1	1	1	2	1/ 12%	1/ 35%

Tabelle 55: *Abies procera* in-Vivo Parameter, Abteilung 409 P1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 schattig	1	1	2	1	2	3	1	4	4	3	1/ 25%	2/ 32%
2 schattig	2	1	2	1	4	4	1	2	4	3	1/ 28%	3/ 40%
3 halbs.	1	1	4	1	3	3	2	2	3	2	1/ 18%	3/ 25%
4 schattig	1	2	2	1	2	3	1	4	4	2	2/ 30%	2/ 28%
5 schattig	5	4	5	2	4	4	1	4	4	3	3/ 16%	3/ 20%
Buche 1 halbs.	-	1	5	-	1	1	-	1	1	-	1/ 26%	1/ 24%
Buche 2 halbs.	-	1	6	-	1	1	-	1	1	-	1/ 25%	1/ 22%
Buche 3 halbs.	-	1	5	-	1	1	-	1	1	-	1/ 20%	1/ 19%
Fichte 1 halbs.	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ 23%	1/ 25%
Fichte 2 halbs.	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ 20%	2/ 32%
Fichte 3 halbs.	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ 19%	1/ 23%

Tabelle 56: *Abies procera* in-Vivo Parameter, Abteilung 409 E1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 halbs.	1	2	4	5	5	5	5	5	5	3	2/ 30%	3/ >44%
2 halbs.	1	6	6	2	5	5	1	5	5	1	3/ 30/	4/ >44%
3 schattig	1	6	6	5	5	5	5	5	5	3	3/ 14%	3/ 25%
4 hell	1	3	3	2	5	5	2	5	5	2	1/ 12%	3/ 26%
5 schattig	1	2	2	4	5	5	4	5	5	2	1/ 20%	3/ 32%
6 schattig	1	3	4	5	5	5	4	4	5	3	1/ >44%	4/ >44%
7 schattig	1	3	3	4	5	5	4	5	5	3	1/ 12%	3/ 40%
8 schattig	1	6	6	3	5	5	4	5	5	2	1/ >44%	3/ >44%
9 schattig	1	2	4	4	4	5	2	4	5	2	2/ >44%	3/ >44%
10 schattig	1	7	7	3	5	5	3	4	5	2	3/ >44%	3/ >44%

Tabelle 57: *Abies procera* in-Vivo Parameter, Abteilung 436 G1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 schattig	3	6	5	1	3	3	1	3	3	2	3/ >44%	4/ >44%
2 schattig	1	4	2	1	3	3	2	4	4	3	3/ >44%	4/ >44%
3 halbs.	2	4	3	1	3	4	2	4	4	2	3/ >44%	4/ >44%
4 schattig	4	4	3	3	3	4	2	4	4	2	3/ >44%	4/ >44%
5 schattig	1	4	1*	1	4	4	1	4	4	1	3/ >44%	4/ >44%

Tabelle 58: *Metasequoia glyptostroboides* in-Vivo Parameter, Abteilung 434 J

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 hell	3	6	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
2 hell	2	7	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
3 halbs.	2	7	6	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
4 halbs.	1	5	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
5 halbs.	2	5	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
6 halbs.	4	5	6	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
7 schattig	4	5	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
8 schattig	5	4	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
9 halbs.	3	5	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
10 schattig	5	5	7	1	1	1	1	3	3	2	4/ >44%	4/ >44%
Buche 1 hell	-	1	2	-	1	1	-	1	1	-	1/ >44%	2/ >44%
Buche 2 hell	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ >44%	2/ >44%
Buche 3 hell	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ >44%	2/ >44%
Fichte 1 hell	-	1	2	-	1	1	-	1	2	-	1/ >44%	2/ >44%
Fichte 2 hell	-	1	2	-	1	1	-	1	2	-	1/ >44%	2/ >44%
Fichte 3 hell	-	1	2	-	1	1	-	1	2	-	1/ 38%	2/ 40%

Tabelle 59: *Metasequoia glyptostroboides* in-Vivo Parameter, Abteilung 423 E1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 schattig	1	1	1	1	3	3	2	3	4	2	1/ 28%	1/ 30%
2 schattig	4	1	3	1	4	4	2	3	4	1	1/ 25%	1/ 29%
3 schattig	2	1	1	1	4	4	2	5	5	1	4/ 35%	4/ 34%
4 schattig	1	1	1	2	4	4	4	4	4	3	3/ 35%	3/ 40%
5 schattig	1	2	2	1	3	4	2	3	4	1	1/ 18%	1/ 19%
6 schattig	3	1	1	1	2	2	2	2	2	1	4/ 25%	4/ 27%

Tabelle 60: *Cryptomeria japonica* in-Vivo Parameter, Abteilung 435 E

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 hell	1	1*	3	1	1	2	1	3	3	2	4/ 20%	4/ >44%
2 hell	1	1*	1	1	1	2	1	3	3	2	4/ 25%	4/ >44%
3 halbs.	1	1*	2	1	1	2	1	3	3	2	4/ 17%	4/ >44%
4 hell	1	1*	1	1	1	1	1	3	3	2	4/ 25%	4/ >44%
5 halbs.	1	1*	2	1	1	1	1	3	3	2	4/ 18%	4/ >44%
6 hell	1	1*	2	1	1	2	1	3	3	2	4/ 12%	4/ >44%

Tabelle 61: *Abies grandis* in-Vivo Parameter, Abteilung 416 D1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 schattig	6	7	7	1	1	1	1	2	2	2	2/ >44%	2/ >44%
2 schattig	3	5	4	1	1	3	1	2	3	2	2/ >44%	4/ >44%

Tabelle 62: *Thuja plicata* in-Vivo Parameter, Abteilung 417 C1

Stammst.	Deckungsgrad B.B 1964			Zersetzungsgrad Wosniewski 2009			Oberflächen- beschaffenheit Suanjak 2008			Holzfeuchte Wosniewski 2009		
	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017	2015	2016	2017
1 schattig	1	1	3	1	1	1	1	2	2	1	4/ 18%	1/ 15%
2 schattig	1	1	2	1	1	4	1	2	2	1	4/ 18%	3/ 20%
3 schattig	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	4/ 24%	1/ 18%
4 schattig	1	1	5	1	1	1	1	2	2	1	4/ 34%	1/ 25%
5 schattig	1	1	1	1	1	1	1	2	2	1	4/ 26%	1/ 21%
6 schattig	1	1	4	1	1	1	1	2	2	1	4/ >44%	1/ 28%
7 schattig	1	2	2	1	1	1	1	2	2	1	4/ 32%	2/ 33%
Buche 1 schattig	-	1	2	-	1	1	-	1	1	-	1/18%	1/ 20%
Buche 2 schattig	-	1	2	-	1	1	-	1	1	-	1/ 18%	1/ 21%
Buche 3 schattig	-	1	2	-	1	1	-	1	1	--	1/ 20%	1/ 25%
Fichte 1 schattig	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ 14%	1/ 18%
Fichte 2 schattig	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ 17%	1/ 25%
Fichte 3 schattig	-	1	1	-	1	1	-	1	1	-	1/ 16%	1/ >24%

9.3 Cellulose-/Hemicellulose- und Ligningehaltsbestimmung

Tabelle 63: *Betula maximowicziana* Cellulose/Hemicellulosebestimmung

Jahr / Probe	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert [%]
408 N2 P4 2015 / 1	0,5006	0,3328	66,5	66,6
408 N2 P4 2015 / 2	0,5002	0,3336	66,7	
408 N2 P4 2016 / 1	0,5001	0,3008	60,1	60,2
408 N2 P4 2016 / 2	0,5001	0,3018	60,3	
408 N2 P4 2017 / 1	0,5002	0,2980	59,6	59,55
408 N2 P4 2017 / 2	0,5002	0,2977	59,5	
408 N2 P11 2015 / 1	0,5003	0,3677	73,5	73,5
408 N2 P11 2015 / 2	0,5002	0,3675	73,5	

408 N2 P11 2016 / 1	0,5001	0,3613	72,5	72,05
408 N2 P11 2016 / 2	0,5002	0,3579	71,6	
408 N2 P11 2017 / 1	0,5000	0,3869	77,4	77,3
408 N2 P11 2017 / 2	0,5001	0,3859	77,2	
408 N2 P12 2015 / 1	0,5005	0,3715	74,2	74,25
408 N2 P12 2015 / 2	0,5002	0,3716	74,3	
408 N2 P12 2016 / 1	0,5004	0,3045	60,9	60,9
408 N2 P12 2016 / 2	0,5002	0,3046	60,9	
408 N2 P12 2017 / 1	0,5001	0,3025	60,5	60,45
408 N2 P12 2017 / 2	0,5001	0,3023	60,4	

Tabelle 64: *Betula maximowicziana* Ligninbestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittel- wert	Asche [g]	Asche [%]	Mittelwert [%]
408 N2 P4 2015 / 1	0,1003	0,0358	35,7	35,8	0,0005	0,5	0,5
408 N2 P4 2015 / 2	0,1005	0,0361	35,9		0,0005	0,5	
408 N2 P4 2016 / 1	0,1005	0,0375	37,3	37,35	0,0004	0,4	0,45
408 N2 P4 2016 / 2	0,1006	0,0376	37,4		0,0005	0,5	
408 N2 P4 2017 / 1	0,1001	0,0406	40,6	40,5	0,0004	0,4	0,45
408 N2 P4 2017 / 2	0,1002	0,0405	40,4		0,0005	0,5	
408 N2 P11 2015 / 1	0,1003	0,0265	26,4	26,7	0,0004	0,4	0,35
408 N2 P11 2015 / 2	0,1005	0,0271	27		0,0003	0,3	
408 N2 P11 2016 / 1	0,1003	0,0255	25,4	25,5	0,0003	0,3	0,3
408 N2 P11 2016 / 2	0,1003	0,0257	25,6		0,0003	0,3	
408 N2 P11 2017 / 1	0,1000	0,0249	24,9	25	0,0003	0,3	0,25
408 N2 P11 2017 / 2	0,1001	0,0251	25,1		0,0002	0,2	
408 N2 P12 2015 / 1	0,1002	0,0291	29,0	29,25	0,0005	0,5	0,45
408 N2 P12 2015 / 2	0,1002	0,0296	29,5		0,0004	0,4	
408 N2 P12 2016 / 1	0,1006	0,0300	29,8	29,8	0,0006	0,6	0,55
408 N2 P12 2016 / 2	0,1006	0,0300	29,8		0,0005	0,5	
408 N2 P12 2017 / 1	0,1001	0,0309	30,9	30,75	0,0006	0,6	0,55
408 N2 P12 2017 / 2	0,1002	0,0307	30,6		0,0005	0,5	

Tabelle 65: *Betula maximowicziana* säurelösliches Lignin (aus 1:50 Verdünnung)

Stammstück	Messung 1	Messung 2	Messung 3	Mittelwert	ASL [%]	Mittelwert [%]
2015 4/1	0,112	0,110	0,106	0,109	1,99	2,0
2015 4/2	0,114	0,111	0,108	0,111	2,02	
2015 11/1	0,171	0,179	0,171	0,174	7,17	7,26
2015 11/2	0,173	0,176	0,178	0,176	7,34	
2015 12/1	0,242	0,248	0,251	0,247	9,08	9,01
2015 12/2	0,253	0,249	0,243	0,248	8,90	
2016 4/1	0,386	0,402	0,395	0,394	3,16	3,18
2016 4/2	0,405	0,398	0,408	0,404	3,19	
2016 11/1	0,078	0,081	0,081	0,080	1,46	1,49
2016 11/2	0,082	0,085	0,085	0,084	1,53	
2016 12/1	0,264	0,280	0,280	0,275	0,91	0,90
2016 12/2	0,264	0,278	0,278	0,273	0,88	
2017 4/1	0,498	0,497	0,503	0,499	4,49	4,50
2017 4/2	0,483	0,492	0,499	0,491	4,52	
2017 11/1	0,050	0,049	0,051	0,050	4,99	5,00
2017 11/2	0,050	0,046	0,049	0,048	4,99	
2017 12/1	0,391	0,403	0,395	0,396	7,21	7,22
2017 12/2	0,400	0,396	0,399	0,398	7,24	

Tabelle 66: *Abies procera* Cellulose/Hemicellulosebestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert [%]
409 P1 P1 2015 / 1	0,3835	0,2640	68,8	68,1
409 P1 P1 2015 / 2	0,3606	0,2430	67,4	
409 P1 P1 2016 / 1	0,3810	0,2680	70,34	70,0
409 P1 P1 2016 / 2	0,3551	0,2474	69,67	
409 P1 P2 2015 / 1	0,4678	0,3107	66,41	66,8
409 P1 P2 2015 / 2	0,4935	0,3319	67,25	
409 P1 P2 2016 / 1	0,4468	0,3164	70,82	70,1
409 P1 P2 2016 / 2	0,4114	0,2854	69,37	
409 P1 P3 2015 / 1	0,3552	0,207	58,28	60,0
409 P1 P3 2015 / 2	0,3826	0,2361	61,71	
409 P1 P3 2016 / 1	0,3590	0,2244	62,51	63,4
409 P1 P3 2016 / 2	0,4170	0,2678	64,22	
409 P1 P4 2015 / 1	0,3756	0,2421	64,46	62,6
409 P1 P4 2015 / 2	0,3714	0,2255	60,72	
409 P1 P4 2016 / 1	0,3755	0,1749	46,58	55,9
409 P1 P4 2016 / 2	0,3506	0,2290	65,32	

409 P1 P5 2015 / 1	0,3625	0,1958	54,01	53,4
409 P1 P5 2015 / 2	0,3585	0,1894	52,83	
409 P1 P5 2016 / 1	0,3064	0,1572	51,31	50,7
409 P1 P5 2016 / 2	0,3393	0,1702	50,16	

Tabelle 67: *Abies procera* Ligninbestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert [%]	Asche [g]	Asche [%]	Mittelwert [%]
409 P1 P1 2015 / 2	0,1943	0,0746	38,39	38,75	0,0008	0,41	0,38
409 P1 P1 2016 / 1	0,1990	0,0778	39,10		0,0007	0,35	
409 P1 P1 2016 / 2	0,2126	0,0679	31,94	33,63	0,0006	0,28	0,33
409 P1 P2 2015 / 1	0,1891	0,0668	35,33		0,0007	0,37	
409 P1 P2 2015 / 2	0,1947	0,0690	35,44	34,56	0,0008	0,41	0,43
409 P1 P2 2016 / 1	0,1974	0,0665	33,69		0,0009	0,46	
409 P1 P2 2016 / 2	0,1713	0,0726	42,38	42,79	0,0008	0,47	0,40
409 P1 P3 2015 / 1	0,2060	0,0890	43,20		0,0007	0,34	
409 P1 P3 2015 / 2	0,1703	0,0535	31,42	32,53	0,0005	0,29	0,26
409 P1 P3 2016 / 1	0,1718	0,0578	33,64		0,0004	0,23	
409 P1 P3 2016 / 2	0,2130	0,0721	33,85	32,87	0,0006	0,28	0,28
409 P1 P4 2015 / 1	0,2473	0,0787	31,82		0,0007	0,28	
409 P1 P4 2015 / 2	0,1845	0,0518	28,08	28,29	0,0005	0,27	0,29
409 P1 P4 2016 / 1	0,1930	0,0550	28,50		0,0006	0,31	
409 P1 P4 2016 / 2	0,1676	0,0619	36,93	36,15	0,0007	0,42	0,39
409 P1 P5 2015 / 1	0,2180	0,0771	35,37		0,0008	0,37	
409 P1 P5 2015 / 2	0,1778	0,0711	39,90	39,03	0,0005	0,28	0,32
409 P1 P5 2016 / 1	0,1705	0,0649	38,07		0,0006	0,35	
409 P1 P5 2016 / 2	0,2124	0,1067	38,89	39,91	0,0005	0,24	0,26
	0,2150	0,088	40,93		0,0006	0,28	

Tabelle 68: *Abies procera* säurelösliches Lignin

Stammstück	Messung 1	Messung 2	Mittelwert	ASL [%]	Mittelwert [%]
2015 1/1	0,5789	0,5765	0,5777	1,08	0,97
2015 1/2	0,4791	0,4677	0,4734	0,86	
2016 1/1	0,2588	0,2574	0,2581	0,44	0,45
2016 1/2	0,2394	0,2408	0,2401	0,46	
2015 2/1	0,8704	0,8728	0,8716	1,63	1,52
2015 2/2	0,7673	0,7644	0,7659	1,41	
2016 2/1	0,2378	0,239	0,2384	0,51	0,46
2016 2/2	0,2312	0,2324	0,2318	0,41	
2015 3/1	0,6339	0,6366	0,6353	1,36	1,35
2015 3/2	0,7088	0,6366	0,6727	1,35	
2016 3/1	0,6194	0,6194	0,6194	1,06	1,05
2016 3/2	0,7018	0,7018	0,7018	1,03	
2015 4/1	0,5518	0,5504	0,5511	1,09	1,10
2015 4/2	0,5960	0,5923	0,5942	1,12	
2016 4/1	0,6740	0,6735	0,6738	1,46	1,32
2016 4/2	0,7044	0,7091	0,7068	1,18	
2015 5/1	0,5337	0,5364	0,5351	1,10	1,02
2015 5/2	0,4431	0,4388	0,4410	0,90	
2016 5/1	0,2703	0,2709	0,2706	0,46	0,52
2016 5/2	0,3399	0,3422	0,34105	0,58	

Tabelle 69: *Metasequoia glyptostroboides* Cellulose/Hemicellulosebestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert [%]
434 J P1 2015 / 1	0,5019	0,3805	75,81	75,76
434 J P1 2015 / 2	0,5009	0,3792	75,70	
434 J P1 2017 / 1	0,3002	0,2132	71,02	71,66
434 J P1 2017 / 2	0,3086	0,2231	72,29	
434 J P9 2015 / 1	0,5020	0,3926	78,21	78,35
434 J P9 2015 / 2	0,5045	0,3960	78,49	
434 J P9 2017 / 1	0,5031	0,3812	75,77	75,58
434 J P9 2017 / 2	0,5018	0,3783	75,39	
423 E1 P2 2015 / 1	0,5049	0,3075	60,90	60,59
423 E1 P2 2015 / 2	0,5081	0,3063	60,28	
423 E1 P2 2017 / 1	0,5020	0,3594	71,59	70,46
423 E1 P2 2017 / 1	0,5083	0,3524	69,33	
423 E1 P4 2015 / 1	0,3018	0,2163	71,67	70,02
423 E1 P4 2015 / 2	0,3004	0,2054	68,38	

423 E1 P4 2017 / 1	0,5025	0,3465	68,96	68,99
423 E1 P4 2017 / 1	0,5012	0,346	69,03	

Tabelle 70: *Metasequoia glyptostroboides* Ligninbestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert [%]	Asche [g]	Asche [%]	Mittelwert [%]
434 J P1 2015 / 1	0,1006	0,0353	35,09	35,49	0,0354	0,16	0,17
434 J P1 2015 / 2	0,1006	0,0361	35,88		0,0381	0,17	
434 J P1 2017 / 1	0,1026	0,0348	33,92	34,09	0,0360	0,16	0,18
434 J P1 2017 / 2	0,1016	0,0348	34,25		0,0426	0,19	
434 J P9 2015 / 1	0,1061	0,0381	35,91	35,92	0,1061	0,04	0,04
434 J P9 2015 / 2	0,1077	0,0387	35,93		0,1077	0,04	
434 J P9 2017 / 1	0,1025	0,0351	34,24	34,62	0,1025	0,04	0,03
434 J P9 2017 / 2	0,1020	0,0357	35,00		0,1020	0,03	
423 E1 P2 2015 / 1	0,1007	0,0361	35,85	35,81	0,1606	0,16	0,17
423 E1 P2 2015 / 2	0,1040	0,0372	35,77		0,1771	0,18	
423 E1 P2 2017 / 1	0,1040	0,0355	34,13	33,87	0,2690	0,27	0,31
423 E1 P2 2017 / 1	0,1000	0,0336	33,60		0,3496	0,35	

423 E1 P4 2015 / 1	0,1031	0,0358	34,72	34,89	0,1600	0,16	0,22
423 E1 P4 2015 / 2	0,105	0,0368	35,05		0,2708	0,27	
423 E1 P4 2017 / 1	0,1055	0,0387	36,68	36,50	0,2309	0,23	0,20
423 E1 P4 2017 / 1	0,1030	0,0374	36,31		0,1623	0,16	

Tabelle 71: Buche und Fichte Cellulose/Hemicellulosebestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert
434 J Buche / 1	0,5032	0,4289	85,23	85,26
434 J Buche / 2	0,5066	0,4321	85,29	
434 J Fichte / 1	0,5004	0,3997	79,88	79,53
434 J Fichte / 2	0,5008	0,3966	79,19	

Tabelle 72: Buche und Fichte Ligninbestimmung

Stammstück	Einwaage [g]	Auswaage [g]	Gehalt [%]	Mittelwert	Asche [g]	Asche [%]	Mittelwert [%]
434 J Buche / 1	0,1018	0,0291	28,59	28,41	0,0231	0,10	0,12
434 J Buche / 2	0,1031	0,0291	28,23		0,0296	0,13	
434 J Fichte / 1	0,1036	0,0296	28,57	28,72	0,1210	0,54	0,59
434 J Fichte / 2	0,1029	0,0297	28,86		0,1437	0,65	

Tabelle 73: Buche säurelösliches Lignin

Stammstück	Messung 1	Messung 2	Mittelwert	ASL [%]	Mittelwert [%]
434 J Buche / 1	0,0307	0,0233	0,0268	0,06	0,06
434 J Buche / 2	0,0280	0,0253	0,0228	0,05	

9.4 Pyrogramme und Pyrolyseprodukte der Bodenproben

9.4.1 Pyrolyseprodukte *Abies procera* Abteilung 409 E1

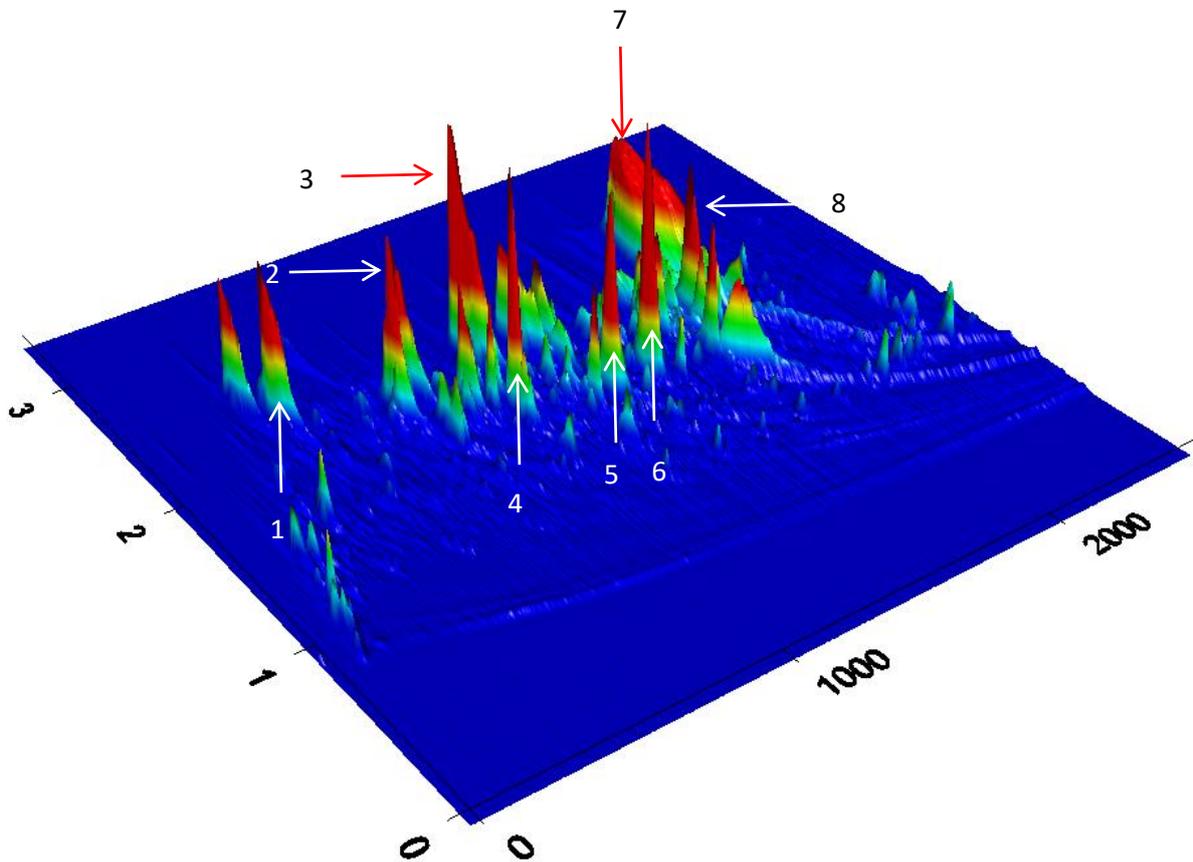
In Abteilung 409 E1 wurden die Bodenproben der Totholzstammstücke 1, 2, 5 und 10 sowie die Vergleichsprobe analysiert. Tabelle 74 listet die identifizierten Pyrolyseprodukte auf.

Tabelle 74: Pyrolyseprodukte der Abteilung 409 E1

	Proben TH	Vgl. Abt.
Produkte aus Kohlenhydraten		
2-Methylfuran	X	X
2,5-Dimethylfuran	X	-
Furfural	X	X
5-Methyl-2(3H)-furanon	X	X
Acetylfuran	X	X
2(5H)-Furanon	X	X
2-Hydroxy-2-cyclopenten-1-on	X	X
5-Methylfurfural	X	X
3,4-Dihydro-6-methyl-2H-pyran-2-on	X	-
3-Methyl-1,2-cyclopentanedion	X	X
Levogluosenon	X	X
Maltol	X	X
3-Hydroxy-2,3-dihydromaltol	X	-
3-Ethyl-2,4(3H,5H)-furandion	X	-
Hydroxymaltol	X	-
1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose	X	X
5-Hydroxymethylfurfural	X	-
Levogluosan	X	X
Produkte aus Lignin		
Xylol	X	X
Styrol	X	X
Benzaldehyd	X	X
Acetophenon	X	X
2-Methylphenol	X	X
4-Methylphenol	X	X
Guajacol	X	X
2-Acetylphenol	X	-
4-Ethylphenol	X	X
4-Methylguajacol	X	X

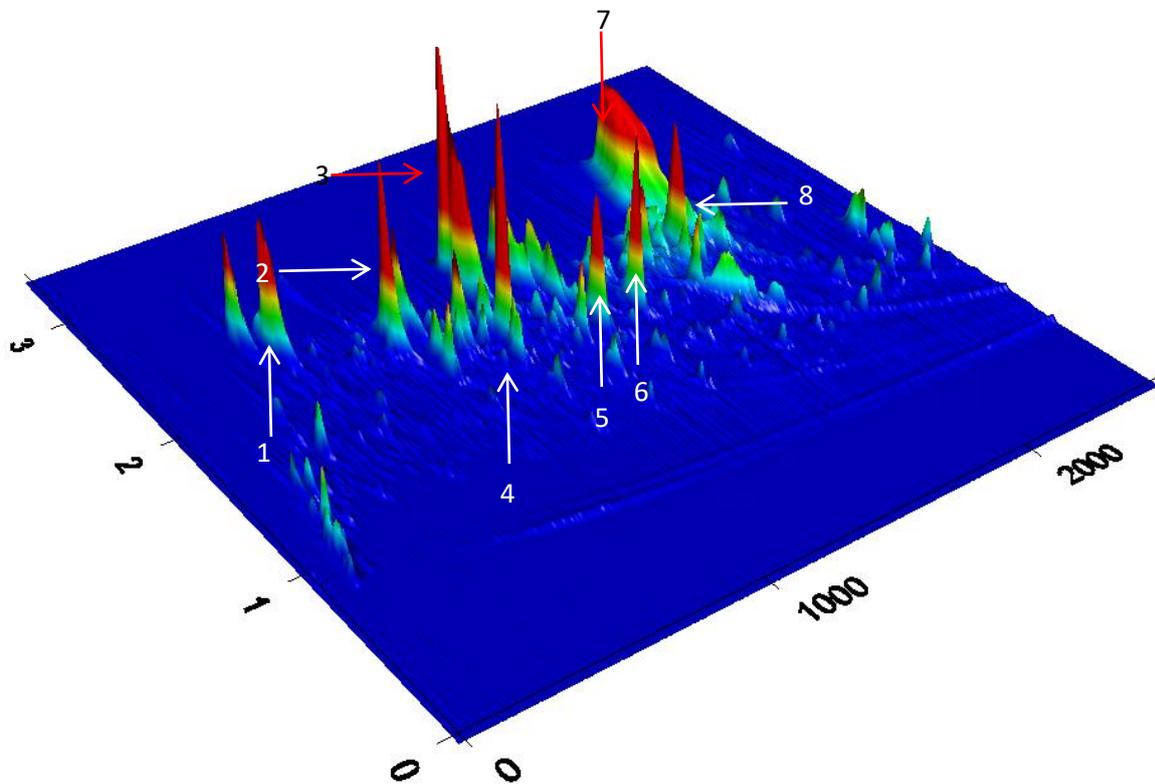
4-Acetoxytyrol	X	X
4-Ethylguajacol	X	-
4-Vinylguajacol	X	X
Syringol	X	X
Eugenol	X	X
4-Propylguajacol	X	X
Vanillin	X	X
<i>cis</i> -Isoeugenol	X	X
<i>trans</i> -Isoeugenol	X	X
Acetovanillon	X	X
Vanillinsäuremethylester	X	X
2-Propiovanillon	X	-
Homovanillinsäure	X	-
Methoxyeugenol	X	-
Acetosyringol	X	-
Produkte aus Proteinen		
Benzylnitril	X	X
1-Indanon	X	-
Indol	X	-
Produkte aus Lipiden		
Hexansäure	X	X
Octanol	X	-
Heptansäure	X	X
7-Octensäure	-	X
1-Dodecen	X	X
Octansäure	X	-
8-Nonensäure	X	X
Nonensäure	X	X
Tetradecansäure	X	-
1-Tridecen	X	X
Produkte verschiedener Ursprünge		
Benzol	X	X
Toluol	X	X
Phenol	X	X
Pyridin	X	X

Legende: X = vorgekommen, X (rot) = in allen Proben am Totholz vorgekommen, - = nicht vorgekommen, Proben (TH) = Totholz eingeführter Baumarten, Vgl. (Abt.) = Vergleichsprobe der spezifischen Abteilung



Pyrogramm 3: Pyrogramm von Bodenprobe 1 in der Abteilung 409 E1 (*Abies procera*).

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), 5-Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 4-Acetoxytyrol (Peak 5), Vinylguajacol (Peak 6), Levoglucosan (Peak 7) und Acetovanillon (Peak 8)



Pyrogramm 4: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 409 E1 (*Abies procera*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), 5-Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 4-Acetoxytyrol (Peak 5), Vinylguajacol (Peak 6), Levoglucosan (Peak 7) und Acetovanillon (Peak 8)

***Abies procera* Abteilung 409 P1**

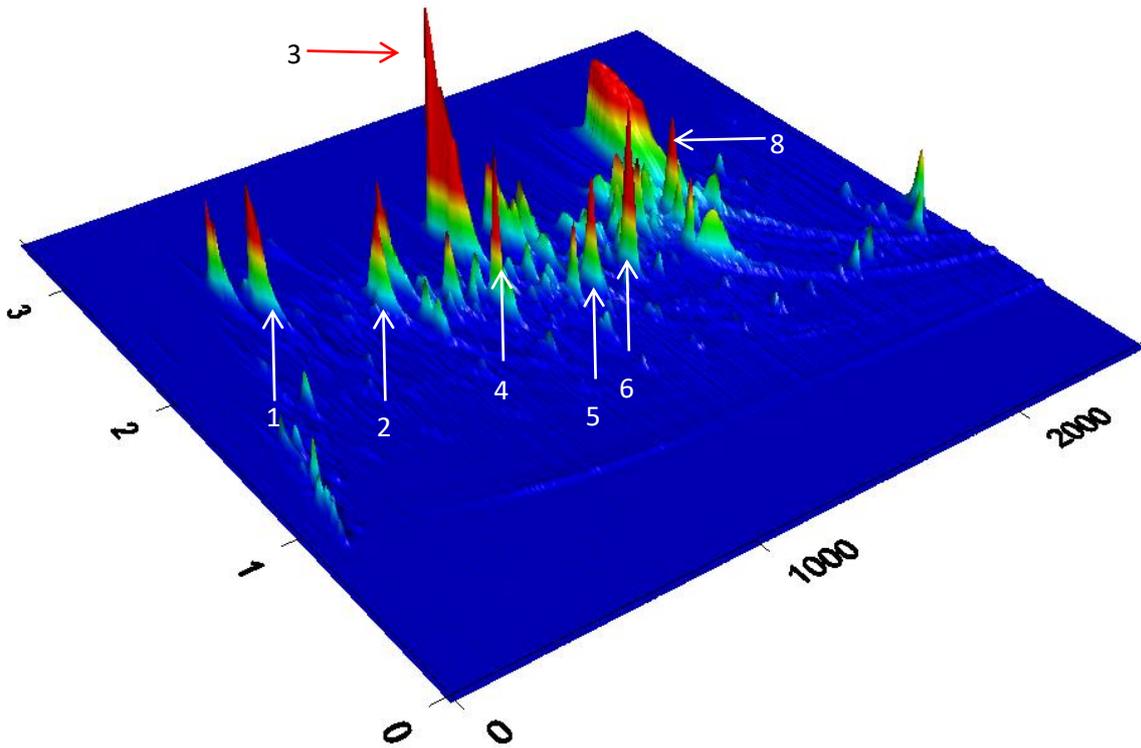
In Abteilung 409 P1 wurden Bodenproben der Totholzstammstücke 1, 2, 3 und 5 sowie die Vergleichsprobe analysiert. Die Ergebnisse der Untersuchungen sind in der Tabelle 75 zusammengefasst:

Tabelle 75: Pyrolyseprodukte der Abteilung 409 P1

	Proben TH	Vgl. Abt.
Produkte aus Kohlenhydraten		
2-Methylfuran	X	X
2,5-Dimethylfuran	X	-
Furfural	X	X
5-Methyl-2(3H)-furanon	X	X
Acetylfuran	X	X
2(5H)-Furanon	X	X
2-Hydroxy-2-cyclopenten-1-on	X	X
5-Methylfurfural	X	X
3,4-Dihydro-6-methyl-2H-pyran-2-on	X	-
3-Methyl-1,2-cyclopentanedion	X	-
Levoglucosenon	X	X
Maltol	X	X
Hydroxymaltol	X	-
1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucopyranose	X	X
Levoglucosan	X	X
Produkte aus Lignin		
Xylol	X	X
Styrol	X	X
Benzaldehyd	X	-
Acetophenon	X	X
4-Methylphenol	X	X
Guajacol	X	X
4-Ethylphenol	X	X
4-Methylguajacol	X	X
4-Acetoxytyrol	X	X
4-Ethylguajacol	X	-
4-Vinylguajacol	X	X

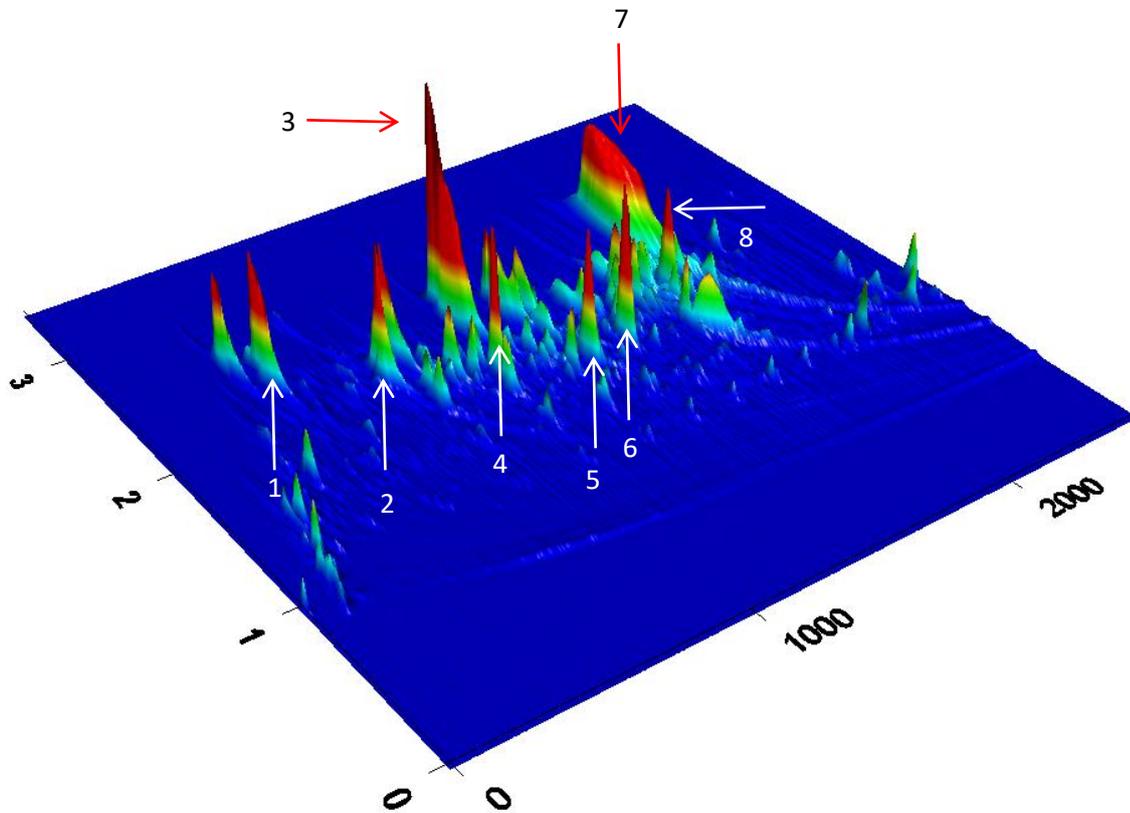
Syringol	X	-
Eugenol	X	X
Vanillin	X	X
<i>cis</i> -Isoeugenol	X	-
<i>trans</i> -Isoeugenol	X	X
Acetovanillon	X	-
Vanillinsäuremethylester	X	X
2-Propiovanillon	X	-
Methoxyeugenol	X	-
Acetosyringol	X	X
Produkte aus Proteinen		
Pyrrrol	X	X
Benzylnitril	X	-
5H-1-Pyrindin	X	X
Indol	X	-
Produkte aus Lipiden		
Hexansäure	X	X
6-Heptensäure	X	X
Heptensäure	X	X
7-Octensäure	X	X
Octansäure	X	X
8-Nonensäure	X	X
Nonensäure	X	X
Decansäure	X	X
1-Tridecen	X	X
Produkte verschiedener Ursprünge		
Benzol	X	X
Toluol	X	X
Phenol	X	X
Pyridin	X	X

Legende: X = vorgekommen, X (rot) = in allen Proben am Totholz vorgekommen, - = nicht vorgekommen, Proben (TH) = Totholz eingeführter Baumarten, Vgl. (Abt.) = Vergleichsprobe der spezifischen Abteilung



Pyrogramm 5: Pyrogramm von Bodenprobe 3 in der Abteilung 409 P1 (*Abies procera*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), 5-Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 4-Acetoxytyrol (Peak 5), Vinylguajacol (Peak 6), Levoglucosan (Peak 7) und Acetovanillon (Peak 8)



Pyrogramm 6: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 409 P1 (*Abies procera*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), 5-Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 4-Acetoxystryrol (Peak 5), Vinylguajacol (Peak 6), Levoglucosan (Peak 7) und Acetovanillon (Peak 8)

***Metasequoia glyptostroboides* Abteilung 434 J**

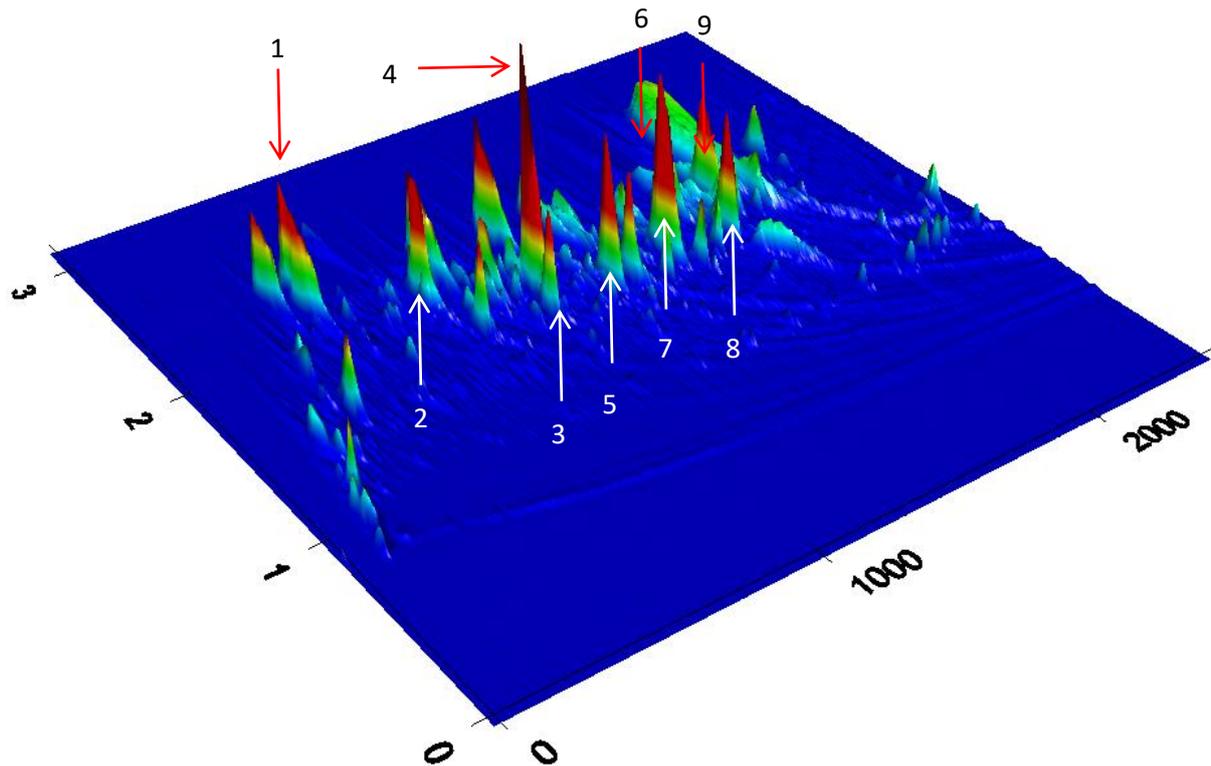
In Abteilung 434 J wurden die Bodenproben 2, 3, 6 und 10 sowie die Vergleichsprobe untersucht. Die Ergebnisse der Untersuchungen sind in Tabelle 76 aufgeführt:

Tabelle 76: Pyrolyseprodukte der Abteilung 434 J

	Proben TH	Vgl. Abt.
Produkte aus Kohlenhydraten		
2-Methylfuran	X	X
2,5-Dimethylfuran	X	-
3-Furaldehyd	X	X
Furfural	X	X
5-Methyl-2(3H)-furanon	X	X
Acetylfuran	X	-
2(5H)-Furanon	X	X
5-Methylfurfural	X	X
3-Methyl-1,2-cyclopentanedion	-	X
Levoglucosenon	X	X
Maltol	X	X
1,4:3,6-Dianhydro- α -D-glucofuranose	X	X
5-Acetoxy-methylfurfural	-	X
Levoglucosan	X	X
Produkte aus Lignin		
Styrol	X	X
Benzaldehyd	X	X
Acetophenon	X	X
2-Methylphenol	-	X
4-Methylphenol	X	-
Produkte aus Lignin		
Guajacol	X	X
2-Acetylphenol	X	-
4-Ethylphenol	X	X
4-Methylguajacol	X	X
4-Acetoxystryrol	X	X
4-Ethylguajacol	X	-
4-Vinylguajacol	X	X

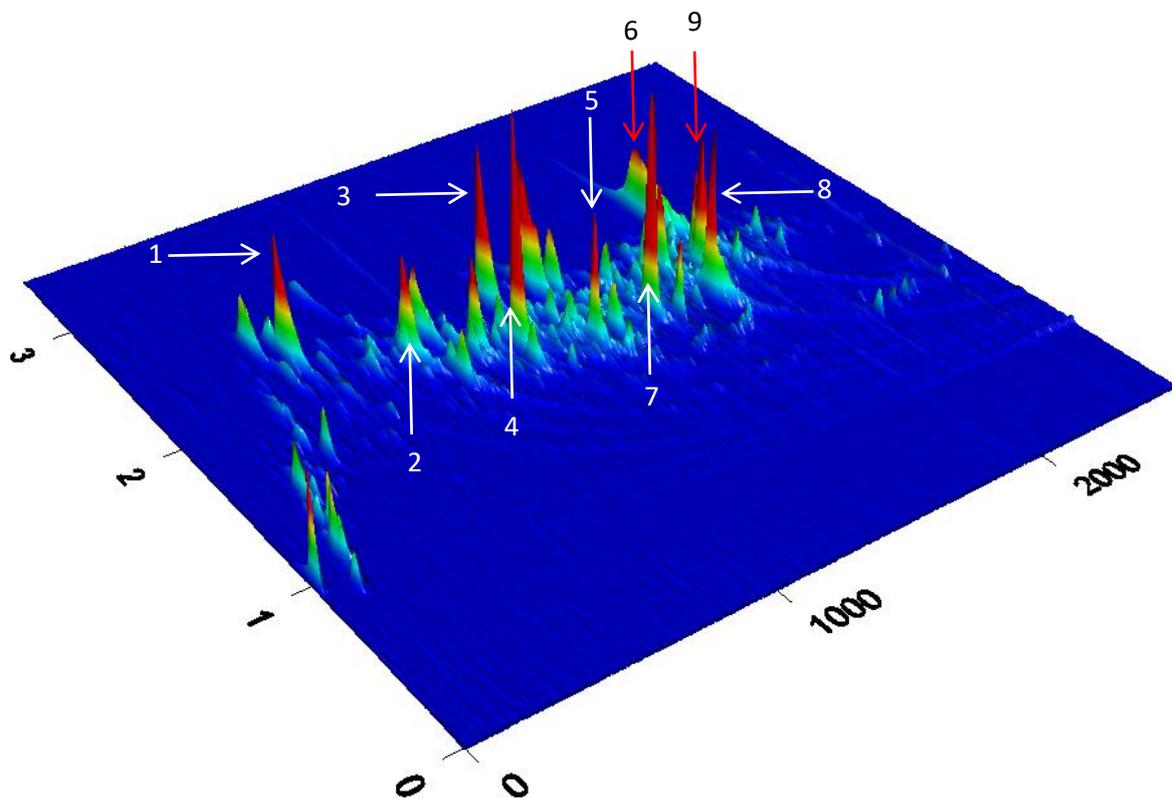
Syringol	X	X
Eugenol	X	X
Vanillin	X	X
<i>cis</i> -Isoeugenol	X	X
<i>trans</i> -Isoeugenol	X	X
Acetovanillon	X	X
Vanillinsäuremethylester	X	X
2-Propiovanillon	X	X
Methoxyeugenol	X	X
Acetosyringol	X	X
Produkte aus Proteinen		
N-Methylpyrrol	X	X
Pyrrol	X	X
Benzylnitril	X	X
3-Phenylpropionitril	X	X
1-Indanon	X	X
5H-1-Pyridin	X	-
Produkte aus Proteinen		
4-Methyl-1H-indol	X	-
Indol	X	X
Produkte aus Lipiden		
1-Decen	X	-
Heptansäure	X	-
1-Dodecen	X	-
Octansäure	X	-
8-Nonensäure	X	-
Nonansäure	X	-
1-Tridecen	X	-
1-Tetradecen	X	-
Tetradecan	X	-
n-Decansäure	X	-
1-Pentadecen	X	-
Pentadecan	X	-
1-Hexadecen	X	-
Tetradecansäure	X	-
Produkte verschiedener Ursprünge		
Benzol	X	X
Toluol	X	X
Phenol	X	X
Pyridin	X	X

Legende: X = vorgekommen, X (rot) = in allen Proben am Totholz vorgekommen, - = nicht vorgekommen, Proben (TH) = Totholz eingeführter Baumarten, Vgl. (Abt.) = Vergleichsprobe der spezifischen Abteilung



Pyrogramm 7: Pyrogramm von Bodenprobe 2 in der Abteilung 434 J (*M. glyptostroboides*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), 5-Methylfurfural(Peak 2), 4-Methylphenol (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 4-Methylguajacol (Peak 5), Levoglucosan (Peak 6), Acetovanillon (Peak 7), Vinylguajacol (Peak 8) und trans-Isoeugenol (Peak 9)



Pyrogramm 8: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 434 J (*M. glyptostroboides*)

Hervorgehoben sind Furfural (Peak 1), 5-Methylfurfural (Peak 2), Levoglucosenon (Peak 3), Guajacol (Peak 4), 4-Methylguajacol (Peak 5), Levoglucosan (Peak 6), Acetovanillon (Peak 7), Vinylguajacol (Peak 8) und trans-Isoeugenol (Peak 9)

***Thuja plicata* Abteilung 417 C1**

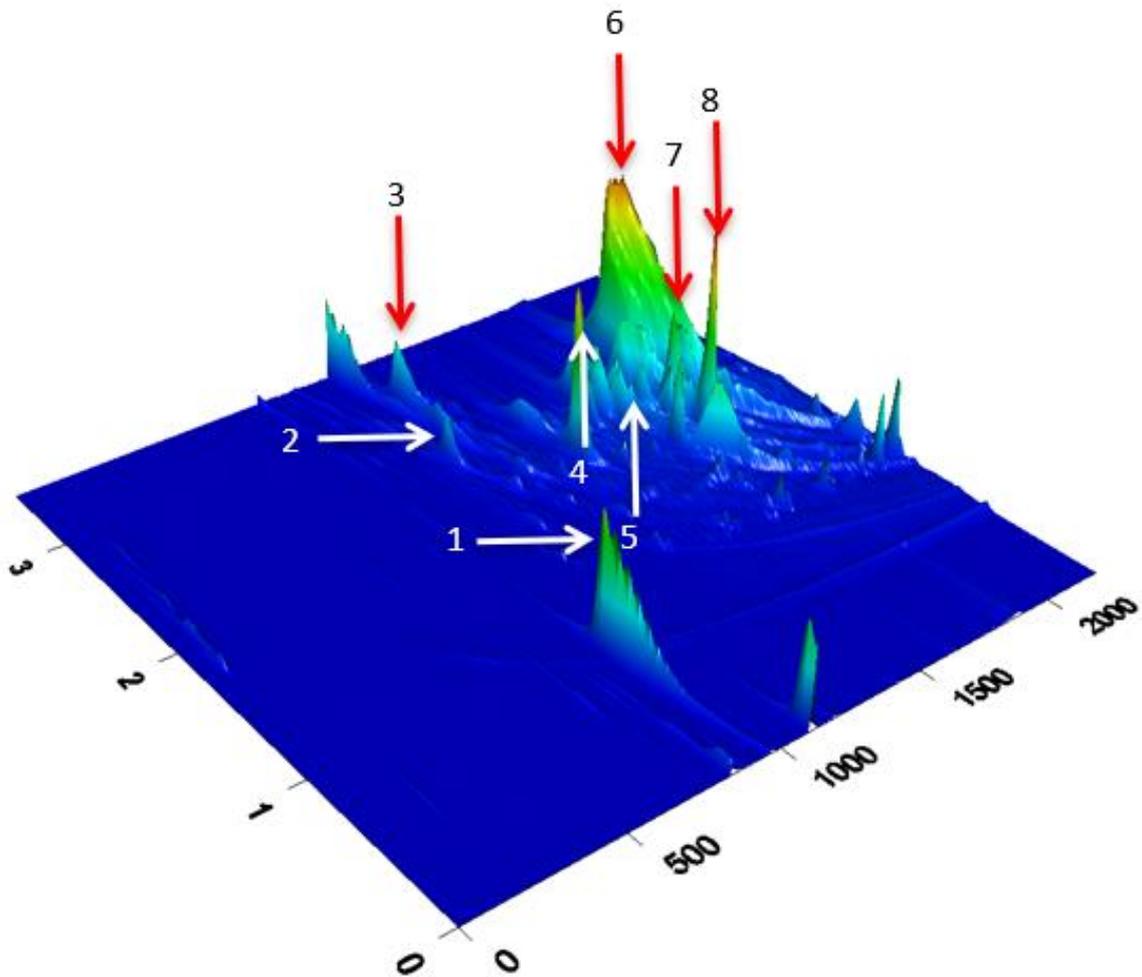
In Abteilung 417 C1 wurden die Bodenproben 1, 3 und 5 sowie die Vergleichsprobe analysiert. Die identifizierten Hauptpyrolyseprodukte sind in Tabelle 77 aufgeführt:

Tabelle 77: Pyrolyseprodukte der Abteilung 417 C1

	Proben TH	Vgl. Abt.
Produkte aus Kohlenhydraten		
Furan	X	X
2-Methylfuran	X	X
2,5-Dimethylfuran	X	-
Furfural	X	-
5-methyl-2(3H)-furanon	X	-
Levoglucosenon	X	X
1.4:3.6-Dianhydro- α -D-glucopyranose	X	X
Levoglucosan	X	X

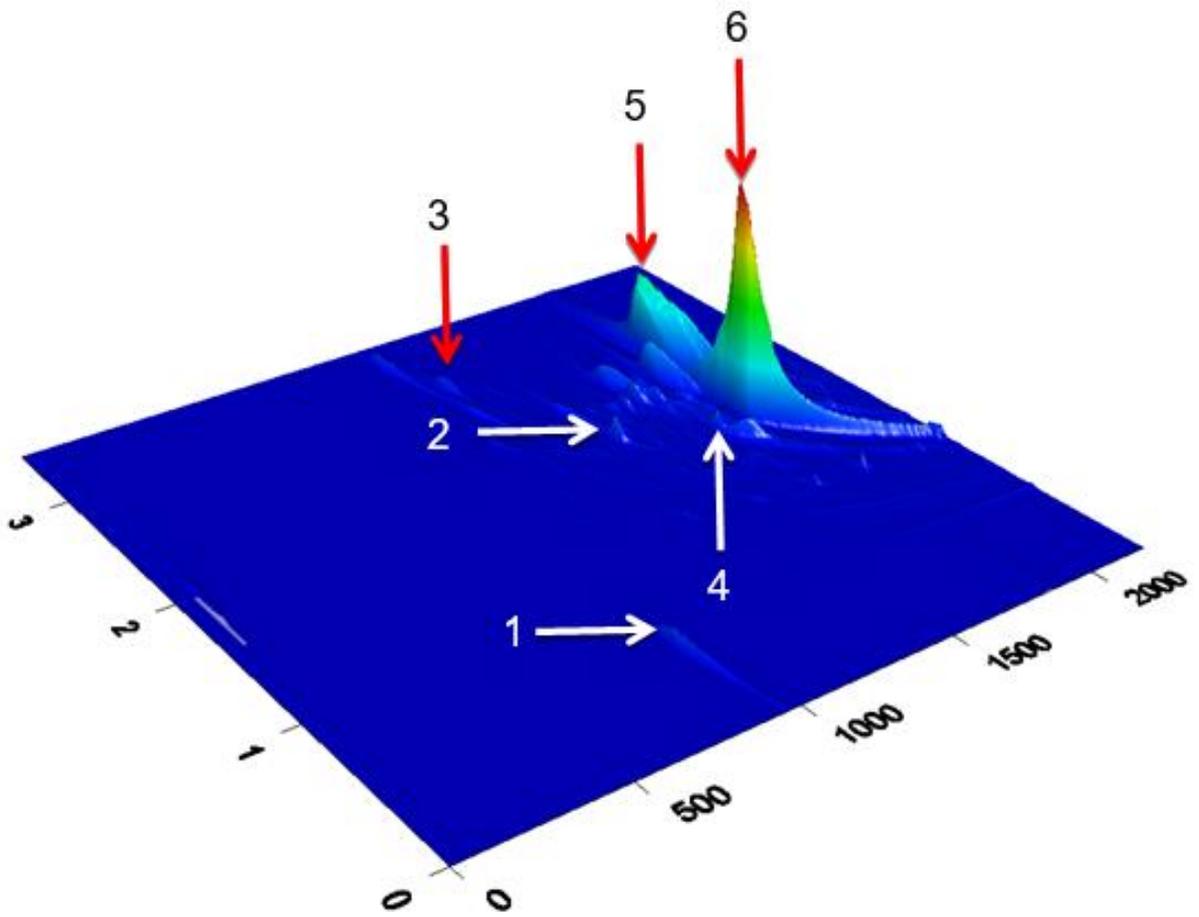
Produkte aus Lignin		
Phenol	X	-
Guajacol	X	X
Naphthol	X	-
4-Methylguajacol	X	X
4-Acetostyrol	X	X
4-Ethylguajacol	X	-
4-Vinylguajacol	X	X
Eugenol	X	X
Vanillin	X	X
cis-Isoeugenol	X	X
Acetovanillon	X	-
Vanillinsäuremethylester	X	-
2-Propiovanillon	X	-
Produkte aus Proteinen		
1H-Pyrrole-2.5-dion	X	-
Indol	X	X
Produkte aus Lipiden		
Decan	X	X
Octanal	X	-
Hexansäure	X	X
Heptansäure	X	X
Nonanal	X	-
Octansäure	X	X
8-Nonensäure	X	-
Nonansäure	X	-
1-Tridecen	X	X
Nonadecen	-	X
Produkte verschiedener Ursprünge		
Benzol	X	-
Toluol	X	-

Legende: X = vorgekommen, X (rot) = in allen Proben am Totholz vorgekommen, - = nicht vorgekommen, Proben (TH) = Totholz eingeführter Baumarten, Vgl. (Abt.) = Vergleichsprobe der spezifischen Abteilung



Pyrogramm 9: Pyrogramm der Bodenprobe 1 in der Abteilung 417 C1 (*T. plicata*)

Hervorgehoben sind: Levoglucosenon (Peak 1), 4- Methylgujacol (Peak 2), 1,4:3,6-Dianhydro- α -d-glucopyranose (Peak 3), 4-Vinylgujacol (Peak 4), Vanillin (Pek 5), Levoglucosan (Peak 6) , Acetovanillon (Peak 7), Bibenzyl (Peak 8)



Pyrogramm 10: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 417 C1 (*T. plicata*)

Hervorgehoben sind: Levoglucosenon (Peak 1), 4- Vinylgucacol (Peak 2), 1,4:3,6-Dianhydro- α -d-glucopyranose (Peak 3), Vanillin (Peak 4), Levoglucosan (Peak 5), Bibenzyl (Peak 6)

9.5 Formelverzeichnis

Formel 1: Humusgehalt.....	92
Formel 2: Masse Analyt.....	132
Formel 3: Gehalt Analyt.....	132
Formel 4: Säurelösliches Lignin.....	135
Formel 5: Mittelwert.....	143
Formel 6: Standardabweichung.....	143
Formel 7: Vertrauensintervall.....	143
Formel 8: Prüfgröße.....	144

9.6 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Zusammensetzung von Holz	18
Tabelle 2: Ethanol-Extraktgehalte im Splint- und Kernholz [LOHMANN & BLOSEN, 2010]	20
Tabelle 3: Einteilung der Holzextraktstoffe [STENIUS, 2000]	21
Tabelle 4: Lipophile Holzextraktstoffe [EK, 2009]	21
Tabelle 5: Untersuchte Baumarten und Abteilungen	34
Tabelle 6: Xylobionten – Pilze - an <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke)	42
Tabelle 7: Xylobionten – Moose und Flechten - an <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke).....	43
Tabelle 8: Xylobionten auf Buche und Fichte in Abteilung 408 N2	43
Tabelle 9: Gegenüberstellung in-Vivo Parameter Teil 1.....	46
Tabelle 10: Gegenüberstellung in-Vivo Parameter Teil 2.....	47
Tabelle 11: Summe Xylobionten – Pilze, Moose, Flechten - an nicht standortheimischen Baumarten	57
Tabelle 12: Anzahl der Xylobiontenarten je Abteilung für die Untersuchungsjahre.....	57
Tabelle 13: Xylobionten – Pilze – an nicht standortheimischen Laub- und Nadelbäumen	58
Tabelle 14: Xylobionten – Moose, Flechten – an nicht standortheimischen Baumarten.....	59
Tabelle 15: Summe Xylobionten – Pilze, Moose, Flechten – an heimischen Baumarten 2017	60
Tabelle 16: Ergebnisse Extraktstoffbestimmung	70
Tabelle 17: Gegenüberstellung Verhältnis der Gerüstsubstanzen.....	84
Tabelle 18: Bodenproben mit Zersetzungsgrad des entsprechenden Stammstücks	91
Tabelle 19: Bereich des C/N-Verhältnisses	95
Tabelle 20: Identifizierbare Hauptpyrolyseprodukte der Bodenproben in der Abteilung 408 N2.....	99
Tabelle 21: Pyrolyseprodukte Abteilungsübergreifende Darstellung	105
Tabelle 22: Beschreibung der Deckungsgrade für Pilze, Flechten, Moose, abgewandelt nach BRAUN-BLANQUET, 1964	114
Tabelle 23: Schätzskala für den Zersetzungsgrad, abgewandelt nach WOZNIEWSKI, 2009	115
Tabelle 24: Schätzskala für die Beschreibung der Oberflächenbeschaffenheit nach SUANJAK, 2008.....	115

Tabelle 25: Schätzskala für die Beschreibung der Holzfeuchte, nach WOZNIEWSKI, 2009	116
Tabelle 26: Verwendete Chemikalien	117
Tabelle 27: Liste der verwendeten Geräte.....	118
Tabelle 28: Sechsfache Bestimmung des Extraktgehaltes von Buchenstammstücken	120
Tabelle 29: Geräteparameter GC-2010 Plus und GCMS-QP2010 Ultra (MS).....	123
Tabelle 30: Kurzkettige Carbonsäuren.....	124
Tabelle 31: Zucker und Alkohole.....	125
Tabelle 32: Phenolische Verbindungen.....	127
Tabelle 33: Fett-, Harzsäuren und Sterine.....	129
Tabelle 34: Sechsfache Bestimmung der Substanzklassen aus den Extrakten der Buchenstammstücke	133
Tabelle 35: Mittelwert und Standardabweichung der Sechsfachbestimmung	133
Tabelle 36: Vertrauensintervall Substanzklassenbestimmung	134
Tabelle 37: Geräteparameter GC-2010 Plus (FID)	134
Tabelle 38: Geräteparameter HP 6890 (FID) für Proben von <i>Betula maximowicziana</i> , Jahre 2015 und 2016	135
Tabelle 39: Sechsfachbestimmung des säureunlöslichen Lignins	136
Tabelle 40: Sechsfachbestimmung des säurelöslichen Lignins	136
Tabelle 41: Sechsfachbestimmung des Hemi-/Cellulosegehaltes	137
Tabelle 42: Geräteparameter der online Pyrolyse	139
Tabelle 43: Parameter GCxGC-qTOF-MS sowie Prozessierung.....	139
Tabelle 44: Pyrolyseprodukte des Organosolv-Lignins	140
Tabelle 45: Pyrolyseprodukte der Cellulose	141
Tabelle 46: PCA Deskriptive Statistik	144
Tabelle 47: PCA Eigenwerte.....	144
Tabelle 48: PCA Eigenvektoren, Faktorladungen, Korrelationen zwischen Variablen und Faktoren.....	145
Tabelle 49: PCA Beiträge der Variablen, quadrierte Cosinuswerte.....	146
Tabelle 50: Gemessene Lichtintensitäten.....	161
Tabelle 51: Gemessene Lichtintensitäten.....	161
Tabelle 52: <i>Acer rubrum</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 432 H.....	162
Tabelle 53: <i>Betula maximowicziana</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 408 N2.....	162
Tabelle 54: <i>Betula maximowicziana</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 435 G1	163
Tabelle 55: <i>Abies procera</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 409 P1	164
Tabelle 56: <i>Abies procera</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 409 E1	164
Tabelle 57: <i>Abies procera</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 436 G1.....	165
Tabelle 58: <i>Metasequoia glyptostroboides</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 434 J	165
Tabelle 59: <i>Metasequoia glyptostroboides</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 423 E1	166
Tabelle 60: <i>Cryptomeria japonica</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 435 E	166
Tabelle 61: <i>Abies grandis</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 416 D1	166
Tabelle 62: <i>Thuja plicata</i> in-Vivo Parameter, Abteilung 417 C1	167
Tabelle 63: <i>Betula maximowicziana</i> Cellulose/Hemicellulosebestimmung	167
Tabelle 64: <i>Betula maximowicziana</i> Ligninbestimmung	168
Tabelle 65: <i>Betula maximowicziana</i> säurelösliches Lignin (aus 1:50 Verdünnung)	169
Tabelle 66: <i>Abies procera</i> Cellulose/Hemicellulosebestimmung	169

Tabelle 67: <i>Abies procera</i> Ligninbestimmung	170
Tabelle 68: <i>Abies procera</i> säurelösliches Lignin	171
Tabelle 69: <i>Metasequoia glyptostroboides</i> Cellulose/Hemicellulosebestimmung	171
Tabelle 70: <i>Metasequoia glyptostroboides</i> Ligninbestimmung	172
Tabelle 71: Buche und Fichte Cellulose/Hemicellulosebestimmung	173
Tabelle 72: Buche und Fichte Ligninbestimmung	173
Tabelle 73: Buche säurelösliches Lignin	173
Tabelle 74: Pyrolyseprodukte der Abteilung 409 E1	174
Tabelle 75: Pyrolyseprodukte der Abteilung 409 P1	177
Tabelle 76: Pyrolyseprodukte der Abteilung 434 J	180
Tabelle 77: Pyrolyseprodukte der Abteilung 417 C1	183

9.7 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Schematischer Aufbau von Holzgewebe [PEREZ, 2002]	19
Abbildung 2: Ausschnitt aus einer Cellulose-Kette [HELDT, 2015]	23
Abbildung 3: Strukturvorschlag einer Hemicellulose [HELDT, 2015]	24
Abbildung 4: Coniferylalkohol Abbildung 5: Sinapylalkohol	25
Abbildung 6: p-Cumarylalkohol	25
Abbildung 7: Strukturmodell von Lignin aus Fichtenholz [LIN, 2011]	26
Abbildung 8: Möglicher Weg des Ligninabbaus durch einen Weißfäulepilz [FUCHS, 2014]	27
Abbildung 9: <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke) 408 N2 Stammstück 5 2015 (links) und 2017 (rechts)	39
Abbildung 10: <i>Cryptomeria japonica</i> (Japanische Sichelanne) 435 E Stammstück 6 2015 (links) und 2017 (rechts)	52
Abbildung 11: <i>Metasequoia glyptostroboides</i> (Urweltmammutbaum) 434 J Stammstück 4 in 2015 (links) und 2017 (rechts)	54
Abbildung 12: <i>Thuja plicata</i> (Riesenlebensbaum) 417 C1 Stammstück 2 2016 (links) und 2017 (rechts).....	56
Abbildung 13: Pyrola 2000®	139

9.8 Chromatogrammverzeichnis

Chromatogramm 1: zweidimensionales Chromatogramm eines Extraktes von <i>Metasequoia glyptostroboides</i>	121
Chromatogramm 2: eindimensionales Chromatogramm eines Extraktes von <i>Metasequoia glyptostroboides</i>	122
Chromatogramm 3: Vergrößerter Abschnitt aus dem eindimensionalen Chromatogramm eines Extraktes von <i>Metasequoia glyptostroboides</i>	123

9.9 Pyrogrammverzeichnis

Pyrogramm 1: Pyrogramm von Bodenprobe 9 in Abteilung 408 N2, (<i>B. maximowicziana</i>). 103
--

Pyrogramm 2: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 408 N2 (<i>B. maximowicziana</i>)	104
Pyrogramm 3: Pyrogramm von Bodenprobe 1 in der Abteilung 409 E1 (<i>Abies procera</i>).....	176
Pyrogramm 4: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 409 E1 (<i>Abies procera</i>).....	176
Pyrogramm 5: Pyrogramm von Bodenprobe 3 in der Abteilung 409 P1 (<i>Abies procera</i>).....	179
Pyrogramm 6: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 409 P1 (<i>Abies procera</i>).....	179
Pyrogramm 7: Pyrogramm von Bodenprobe 2 in der Abteilung 434 J (<i>M. glyptostroboides</i>)	182
Pyrogramm 8: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 434 J (<i>M. glyptostroboides</i>)	183
Pyrogramm 9: Pyrogramm der Bodenprobe 1 in der Abteilung 417 C1 (<i>T. plicata</i>).....	185
Pyrogramm 10: Pyrogramm der Vergleichsprobe der Abteilung 417 C1 (<i>T. plicata</i>).....	186

9.10 Diagrammverzeichnis

Diagramm 1: Hauptkomponentenanalyse	32
Diagramm 2: Durchschnittliche Entwicklung der in-Vivo Parameter in Abteilung 408 N2 <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke)	37
Diagramm 3: Durchschnittliche Entwicklung der in-Vivo Parameter in Abteilung 408 N2 Buche und Fichte.....	38
Diagramm 4: Durchschnittliche Entwicklung der in-Vivo Parameter in Abteilung 435 G1 <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke)	40
Diagramm 5: Gegenüberstellung Zersetzungsgrad	48
Diagramm 6: Gegenüberstellung Oberflächenbeschaffenheit	49
Diagramm 7: Gegenüberstellung Deckungsgrad	50
Diagramm 8: Gegenüberstellung Holzfeuchte	51
Diagramm 9: Extraktgehalte, 408 N2, <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke).....	64
Diagramm 10: Extraktgehalte, 435 G1, <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke).....	65
Diagramm 11: Verteilung der Substanzklassen, <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke).....	67
Diagramm 12: Gegenüberstellung durchschnittlicher Extraktgehalt mit Minima und Maxima	72
Diagramm 13: Gegenüberstellung durchschnittlicher Gehalt an Substanzklassen	72
Diagramm 14: <i>Betula maximowicziana</i> (Lindenblättrige Birke) - Verteilung der Gerüstsubstanzen.....	80
Diagramm 15: Mittlere Gehalte der Gerüstsubstanzen	85
Diagramm 16: Gemittelte pH-Werte der Bodenproben	87
Diagramm 17: pH-Wert aufgetragen gegen den Zersetzungsgrad.....	89
Diagramm 18: Gemittelter Humusgehalt	92
Diagramm 19: Gemitteltetes C/N-Verhältnis.....	95
Diagramm 20: Sechsfache Bestimmung des Extraktgehaltes von Buchenstammstücken	120
Diagramm 21: Sechsfache Bestimmung der Substanzklassen aus den Extrakten der Buchenstammstücke.....	133
Diagramm 22: PCA Scree Plot.....	145
Diagramm 23: Hauptkomponentenanalyse F1 und F2.....	146