

Einfluss der Stickstoffverfügbarkeit auf das Holzabbauverhalten des Eschenbaumschwamms an Esche, Eiche und Robinie

Masterarbeit

von

Gregor Hamberger, Bakk. techn.

Zur Erlangung des akademischen Grades eines Diplom-Ingenieurs



Betreuer:

Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr.nat.techn. Erhard Halmschlager

Universität für Bodenkultur Wien

Department für Wald- und Bodenwissenschaften

Institut für Forstentomologie, Forstpathologie und Forstschutz

Wien, im November 2016

Gewidmet meiner Oma Maria Balcarek.

Sie ist – für mich auf eine gewisse Art und Weise unvorstellbare – 99½ Jahre alt
und kann daher meinen verzögerten Universitätsabschluss noch miterleben.

Erst erscheint alles unmöglich, bis man es geschafft hat. (Nelson Mandela)

Danksagung

Die vorliegende Arbeit entstand am Institut für Forstentomologie, Forstpathologie und Forstschutz (IFFF) der Universität für Bodenkultur, Wien. Für die tatkräftige Unterstützung bei der Masterarbeit und in meinem Studium möchte ich mich bei folgenden Personen und Institutionen besonders bedanken:

Meinem Betreuer, Herrn Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Erhard Halmschlager, für die zahlreichen Anregungen, die vielen wertvollen, fachlichen Ratschläge und die viele Geduld.

Herrn Prof. Dr. Rolf Kehr für die Anregung, meine Masterarbeit zum vorliegenden Thema zu verfassen, fachlichen Rat, sowie die Bereitstellung eines Isolates von *P. fraxinea*.

Frau Priv.Do. Dr. Christa Schafellner für wesentliche Hilfestellungen bei der Berechnung von Stickstoffgehalten und bei der Ermittlung der Stickstoffgehalte von Prüfkörpern.

Herrn Priv.Do. Dipl.-Ing. Dr. Thomas Kirisits für wichtige fachliche Anregungen, oftmalige, aber immer gut gemeinte Aufforderungen die Masterarbeit zu vollenden und interessante Gespräche abseits des Themas der vorliegenden Arbeit.

Frau Mag. Katharina Schwanda für wesentliche Unterstützung während meiner Masterarbeit und viele gemeinsame Stunden im Büro.

Herrn Dipl.-Ing. Oliver Maschek für wesentliche Unterstützung während meiner Masterarbeit und die gelegentlichen „Seitenhiebe“, ob meines Arbeitstempos.

Frau Mag. Susanne Mottinger-Kroupa, Frau Ing. Gabriele Motlik, Frau MTA Susanne Krumböck und Herrn Thomas Weinkopf für technische Unterstützung im Labor und der Werkstatt.

Herrn Günter Berger (MA 42) für die Hilfe bei der Suche nach Prüfkörpern von *P. fraxinea* im Raum Wien und Auskünfte zum Vorkommen von *P. fraxinea* in Wien und dem Wiener Straßenbaumbestand.

Herrn Johannes Wallisch (Institut für Holztechnologie und Nachwachsende Rohstoffe) für den Zuschnitt der Prüfkörper.

Herrn Dipl.-Ing. Peter Kritsch für die technische Betreuung der Phytotrone und die technische Einweisung, diese Geräte betreffend.

Herrn Reinhard Schuller und Herrn Dipl.-Ing. Martin Meischel (Institut für Physik und Materialwissenschaften) für wertvolle Beratung bei der Volums-Berechnung von Prüfkörpern.

Herrn Univ. Prof. Dipl.-Ing. Dr. Friedrich Leisch, Herrn Ao.Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. Karl Moder, (Institut für Angewandte Statistik und EDV), Herrn Dipl.-Ing. Christoph Huber und Frau Martina Neugschwentner für fachliche Unterstützung im Fachbereich Statistik.

Herrn Amtsdirektor Ing. Ewald Brauner für die Stickstoffanalyse der Bohrmehlproben.

Dem Magistrat der Stadt Wien MA 49 für die Bereitstellung des Holzes für die Prüfkörper.

Der Firma Mediscan für die Möglichkeit meine Prüfkörper und die Abstandhalter zu sterilisieren.

Herrn David Brenner für die technische Unterstützung bei der Arbeit mit dem Auflicht-Forschungsmikroskop Nikon SMZ25.

Den Mitarbeitern der Hauptbibliothek und Fachbibliotheken der Universität für Bodenkultur für die über all die Jahre reibungslose Betreuung und Unterstützung bei der Literaturrecherche.

Frau Uta Scheidemann und Herrn Frank Jacoby für die Bereitstellung von Isolaten von *P. fraxinea*.

Herrn Univ.-Prof. Dr. Roland Albert (Institut für Chemische Ökologie und Ökosystemforschung, Univ. Wien) für hilfreiche Daten zu Stickstoff im Boden im Wiener Raum (Speziell Straßenstandorte von Alleebäumen).

Herrn Karl Hornung (AGES) für die Bereitstellung von wichtiger Literatur, die normalerweise nur Mitarbeitern der AGES zur Verfügung steht.

Herrn Dipl.-Ing. Stefan Constantin für die gemeinsame Zeit und Unterstützung im Studium und die daraus entstandene Freundschaft.

Herrn Ulrich Pliwa für die Hilfe bei Arbeiten im Labor.

Frau Mag. Irene Starnberger und meinem Onkel Dr. Helmut Friedrichsmeier für das Korrekturlesen meiner Masterarbeit.

Herrn Herbert Wogowitsch und meinem Onkel Sepp Hamberger für den Transport der Baumstämme und Prüfkörper.

Meinem Cousin Michael Balcarek (Hauptbibliothek Uni. Wien) für das Bereitstellen von wichtiger Literatur.

Meiner Schwester BA MA Iris Hamberger für die Unterstützung bei graphischen Fragen.

Meinem Opa Josef Hamberger (†) für das in mir schon in jungen Jahren geweckte Interesse an den Bäumen und der Natur.

Abschließend möchte ich mich ganz besonders bei meiner Familie, für die Ermöglichung meines Studiums, die finanzielle Unterstützung und die aufmunternden oder tröstenden Worte während meiner Ausbildungsjahre bedanken. Trotz aller Schwierigkeiten sind meine Eltern und meine beiden Schwestern immer hinter mir gestanden.

Abstract

Rather unexpected attacks by *Perenniporia fraxinea* have been observed in the 1990s on black locust trees – a tree which has been widely planted in European cities in the 1970s. *P. fraxinea* is a wood destroying fungus which causes an intense white rot in the tree base and the roots. Thus, the decay leads to mechanical failure of trees. In the Viennese area *P. fraxinea* can also occur on ash trees, as well as – but not as frequently – on oak trees.

A possible reason for the higher incidence of *P. fraxinea* could be an increased nitrogen supply in the soil surrounding the tree and higher nitrogen levels in the timber. Both might be due to the ability of black locusts, to fix nitrogen from the ambient air. Another reason could be the substantial amounts of dog urea being deposited at the base of trees. In order to test this hypothesis the influence of nitrogen availability on wood deterioration (caused by *P. fraxinea*) were analysed in the present work.

Since utilisation of nitrogen by fungi varies from species to species an *in vitro* growth test was performed initially in order to identify a proper nitrogen source for *P. fraxinea*. Results of this test revealed that the highest growth rates had been achieved by adding asparagine. In a next step (following ÖNORM EN 113) it was tested whether or not a higher rate of nitrogen content would also lead to an increased decay rate caused by *P. fraxinea*. For that purpose sample blocks of black locust, ash and oak trees were exposed to the attack of *P. fraxinea*, by adding nitrogen to the nutrient base in form of asparagine with the concentration of 0,1 and 0,351 g N/l.

Results indicated that a higher supply of nitrogen led to an increased decay rate in the sample blocks of all tested tree species. However, they also indicated that the existence of substances preventing fungal growth could also considerably limit the accelerating function of nitrogen concerning fungal growth and wood decay.

Keywords: *Perenniporia fraxinea*, *Fraxinus*, *Quercus*, *Robinia*, Black Locust, Ash Tree, Oak Tree, nitrogen, nitrogen concentration, nitrogen source, radial growth, wood decay, EN 113, EN 350-1

Kurzfassung

An der in den 1970er Jahren in europäischen Städten häufig gepflanzten Robinie wurde seit den 1990er Jahren ein Befall durch *Perenniporia fraxinea* beobachtet. Der Eschenbaumschwamm ist ein wurzelbürtiger Fäuleereger, der eine intensive Weißfäule in Wurzeln und im Stammfuß verursacht und dadurch bei befallenen Bäumen zu einer erheblichen Beeinträchtigung der Stand- und Bruchsicherheit führen kann. Neben der Robinie werden im Wiener Raum häufig auch die Esche und des Öfteren auch die Eiche von *P. fraxinea* befallen.

Das vermehrte Auftreten von *P. fraxinea* könnte auf eine höhere Stickstoffverfügbarkeit im Bodensubstrat bzw. im Holz zurückzuführen sein, zumal die Robinie in ihren Wurzeln Luftstickstoff binden kann. Andererseits kommt auf urbanen Baumstandorten der Stickstoffanreicherung durch den Eintrag von Hundeurin erhebliche Bedeutung zu. Um die o. g. Hypothese zu prüfen, wurde in der vorliegenden Arbeit der Einfluss der Stickstoffverfügbarkeit auf das Holzabbauverhalten von *P. fraxinea* untersucht.

Da die Stickstoffnutzung bei Pilzen je nach Pilzart unterschiedlich ist, wurde zunächst ein Wachstumsversuch *in vitro* durchgeführt, um eine für *P. fraxinea* geeignete N-Quelle zu finden. Dabei zeigte sich, dass die höchsten Radialzuwächse durch die Zugabe von Asparagin erzielt wurden. Darauf aufbauend wurde anhand eines Abbauesversuches geprüft, ob eine erhöhte Stickstoffverfügbarkeit auch zu einer Steigerung des Holzabbaus durch *P. fraxinea* führt. Hierzu wurden Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie dem Angriff von *P. fraxinea* in Reinkultur ausgesetzt und dem Nährmedium Stickstoff in Form von Asparagin in den Konzentrationen 0,1 g N/l und 0,351 g N/l beigelegt.

Die Arbeit kommt zu dem Ergebnis, dass ein höheres N-Angebot bei allen drei Holzarten zu mehr Holzabbau durch *P. fraxinea* führt. Zugleich zeigte sich, dass das Vorhandensein von Pilzhemmenden Substanzen die fördernde Wirkung des Stickstoffes in Hinblick auf Pilzwachstum und Holzabbau erheblich einschränken können.

Schlüsselwörter: *Perenniporia fraxinea*, Eschenbaumschwamm, *Fraxinus*, *Quercus*, *Robinia*, Esche, Eiche, Robinie, Stickstoff, Stickstoffkonzentration, Stickstoffquelle, Radialzuwachs, Holzabbau, EN 113, EN 350-1

Inhaltsverzeichnis

Danksagung	I
Abstract	IV
Kurzfassung.....	V
Inhaltsverzeichnis	VI
1 Einleitung.....	1
1.1 Kumulatives Auftreten von <i>Perenniporia fraxinea</i> an Stadtbäumen	1
1.2 Charakteristik städtischer Böden	4
1.3 Der Stickstoffkreislauf im Boden	6
1.3.1 <i>N</i> -Eintrag durch Hundeurin	8
1.4 Stickstoff im Baum	10
1.5 Stickstoffnutzung durch Pilze	12
1.6 Praxisrelevanz der vorliegenden Studie.....	14
1.7 Zielsetzung der vorliegenden Arbeit	16
2 Material und Methoden	17
2.1 Prüfpilz.....	17
2.1.1 <i>Perenniporia fraxinea</i>	17
2.2 Prüfkörper	23
2.2.1 <i>Robinia pseudoacacia</i>	23
2.2.2 <i>Fraxinus excelsior</i>	26
2.2.3 <i>Quercus robur</i>	28
2.2.4 Herstellung der Prüfkörper	29
2.3 Verwendete Labor-Geräte.....	31
2.4 Nährmedium.....	32
2.5 Ablauf des Wachstumsversuchs.....	34
2.6 Ablauf des Abbaupversuchs.....	36
2.7 Stickstoffgehalte der Prüfkörper und des Nährmediums.....	41

2.8	Statistische Auswertungen der Daten.....	41
3	Ergebnisse	43
3.1	Ergebnisse des Wachstumsversuchs.....	43
3.2	Ergebnisse des Abbaubversuchs	47
3.2.1	<i>Masseverlust durch Pilzangriff</i>	<i>48</i>
3.2.2	<i>Holzfeuchte.....</i>	<i>56</i>
3.2.3	<i>Myzelbewuchs der Prüfkörper</i>	<i>61</i>
3.2.4	<i>Myzelbewuchs der Duranflaschen.....</i>	<i>65</i>
3.2.5	<i>Initiale Fruchtkörperstadien</i>	<i>69</i>
3.2.6	<i>Kontamination durch Fremdpilze</i>	<i>73</i>
3.3	Stickstoffgehalte der Prüfkörper und des Nährbodens.....	74
3.3.1	<i>Prüfkörper</i>	<i>74</i>
3.3.2	<i>Nährboden.....</i>	<i>79</i>
4	Diskussion.....	80
4.1	Diskussion der Ergebnisse des Wachstumsversuchs	81
4.2	Diskussion der Ergebnisse des Abbaubversuchs.....	84
4.2.1	<i>Unterschiede zwischen den Baum-/Holzarten und deren Abbauraten.....</i>	<i>85</i>
4.2.2	<i>Einfluss von Stickstoff auf den durch P. fraxinea hervorgerufenen Masseverlust bei Esche, Eiche und Robinie</i>	<i>89</i>
4.2.3	<i>Holzfeuchte.....</i>	<i>94</i>
4.2.4	<i>Myzelbewuchs der Prüfkörper und Duranflaschen.....</i>	<i>95</i>
4.2.5	<i>Initiale Fruchtkörperstadien</i>	<i>96</i>
4.2.6	<i>Stickstoffgehalte der Prüfkörper.....</i>	<i>98</i>
5	Zusammenfassung	100
	Schrifttum.....	102
	Abbildungsverzeichnis	115
	Tabellenverzeichnis	119
	Verzeichnis der Abkürzungen und Zeichen	122
	Anhang.....	123
	A) Berechnung der N-Gehalte der in der Arbeit verwendeten N-Quellen	124
	<i>Asparagin</i>	<i>124</i>

Inhaltsverzeichnis

<i>Ammoniumsulfat</i>	125
<i>Ammoniumtatarat</i>	126
B) Berechnungen des Stickstoffgehaltes von Harnstoff	127
C) Ergebnisse der Auswertungen zu Masseverlust und Holzfeuchte unter Berücksichtigung aller Prüfkörper der Eiche	129
<i>Masseverlust</i>	129
<i>Holzfeuchte</i>	132
D) Analysen zu Kontamination durch Fremdpilze an der Prüfkörperoberfläche	134
E) Stickstoffkonzentrationen in Boden und Holz	135

1 Einleitung

1.1 Kumulatives Auftreten von *Perenniporia fraxinea* an Stadtbäumen

In den 90er-Jahren des 20. Jahrhunderts wurde in deutschen Städten vermehrt das Auftreten von *P. fraxinea* an Stadtbäumen beobachtet. Ferner wurde in der Literatur und in Pressemeldungen vermehrt darauf hingewiesen, dass in Deutschland eine Fäule im Bereich des Stammfußes und der Wurzeln besonders bei der Robinie beobachtet wird. Meist war dafür die Weißfäule von *P. fraxinea* verantwortlich (Abb. 1). *P. fraxinea* befällt aber nicht nur die Robinie, sondern auch zahlreiche andere Baumarten, wie beispielsweise Esche, Buche, Ulme. Im Wiener Raum wird auch immer wieder die Eiche befallen (Abb. 1) (Berger 2011, Montgomery 1936).



Abb. 1: Fruchtkörper von *P. fraxinea* am Stammfuß von *R. pseudoacacia*.
Quelle: linke Abb.: Kehr et al. 2000a, rechte Abb.: Klug & Lewald-Brudi 2016.

Die als „stadtklimafest“ geltende Robinie wurde in der zweiten Hälfte des 20. Jahrhunderts in vielen deutschen Städten gepflanzt, zumal diese auch als sehr widerstandsfähig gegenüber Schädlingen und Krankheiten gilt. (Kehr et al. 2000a, Rehnert & Böcker 2008, Wawrik 1997). Sie wurde aber nicht nur im deutschsprachigen Raum eingesetzt, sondern zum Beispiel auch in Großstädten wie Paris (Olbrich 1908).

Auch für Österreich gibt es Belege, dass zur selben Zeit vermehrt Robinien in Städten und an Straßenstandorten gepflanzt wurden: Es wird erwähnt, dass die Robinie ein wesentlicher Bestandteil Ostösterreichs ist und dort schöne Alleen und Baumreihen bildet. Ferner ist sie gut als Straßenbaum zu verwenden und sollte noch öfter eingesetzt werden. Beispielfhaft wird angegeben, dass die Sorte *R. pseudoacacia* „Umbraculifera“ ein beliebter Straßenbaum im Burgenland ist (Lock 1970, Machura 1970, Türk 1974). Es gibt ebenso für Wien Belege, dass die Robinie vor allem in den 70er Jahren des 20. Jahrhunderts gerne gepflanzt wurde bzw. für Straßenstandorte empfohlen wird (Auböck & Ruland 1994, Starkl 1983, ARGE Grün 1985). Für Wien gibt es noch weit ältere Empfehlungen, die Robinie auf Straßenstandorten zu pflanzen: Im Zuge der Errichtung der Wiener Ringstraße (ab 1860) wurde die Ringstraßenallee gepflanzt. Da bei den ursprünglich gepflanzten Baumarten (Götterbaum und Platane) die Ausfallsquote sehr hoch war, wurde bereits 1871 in einer Gemeinderatssitzung vorgeschlagen, zukünftig bewährte Baumarten wie Robinie, Rosskastanie und Ahorn zu wählen (Masanz & Nagl 1996).

Seit 2011 stellt die Stadt Wien im Internet für die rund 100.000 Alleebäume, die in Wien auf öffentlichem Grund wachsen, ein neues Informationssystem zur Verfügung. Mithilfe des online zur Verfügung gestellten Baumkatasters können zu nahezu jedem öffentlichen Stadtbaum Daten wie Baumnummer, Standort, Baumart, Pflanzjahr, Stammumfang, Kronendurchmesser und Baumhöhe abgerufen werden (Anonym 2011). Anhand dieser Daten wurde bei den in Wien öffentlich wachsenden Robinien¹, die Altersverteilung (Pflanzjahr) untersucht. In Abbildung 2 ist zu sehen, dass in Wien heute tendenziell die meisten Robinien (31,4 %) aus den Jahren zwischen 1970 und 1990 stehen. Die größte Anzahl findet sich heute aus dem Jahr 1987 mit 109 Robinien, gefolgt von 107 Robinien aus dem Jahr 1980. Man muss aber davon ausgehen, dass einige der damals gepflanzten Robinien nicht mehr stehen, da die Lebenserwartung von Bäumen in Städten um einiges geringer ist als an natürlichen Standorten. In Berlin liegt die durchschnittliche Lebenserwartung eines Straßenbaumes bei ca. 60 Jahren (Balder et al. 1997). Die derzeit in Wien wachsenden Robinien haben ein durchschnittliches Alter von 34 Jahren (MA 42 2016).

¹ Jene Robinien, die in Parkanlagen wachsen wurden nicht berücksichtigt.

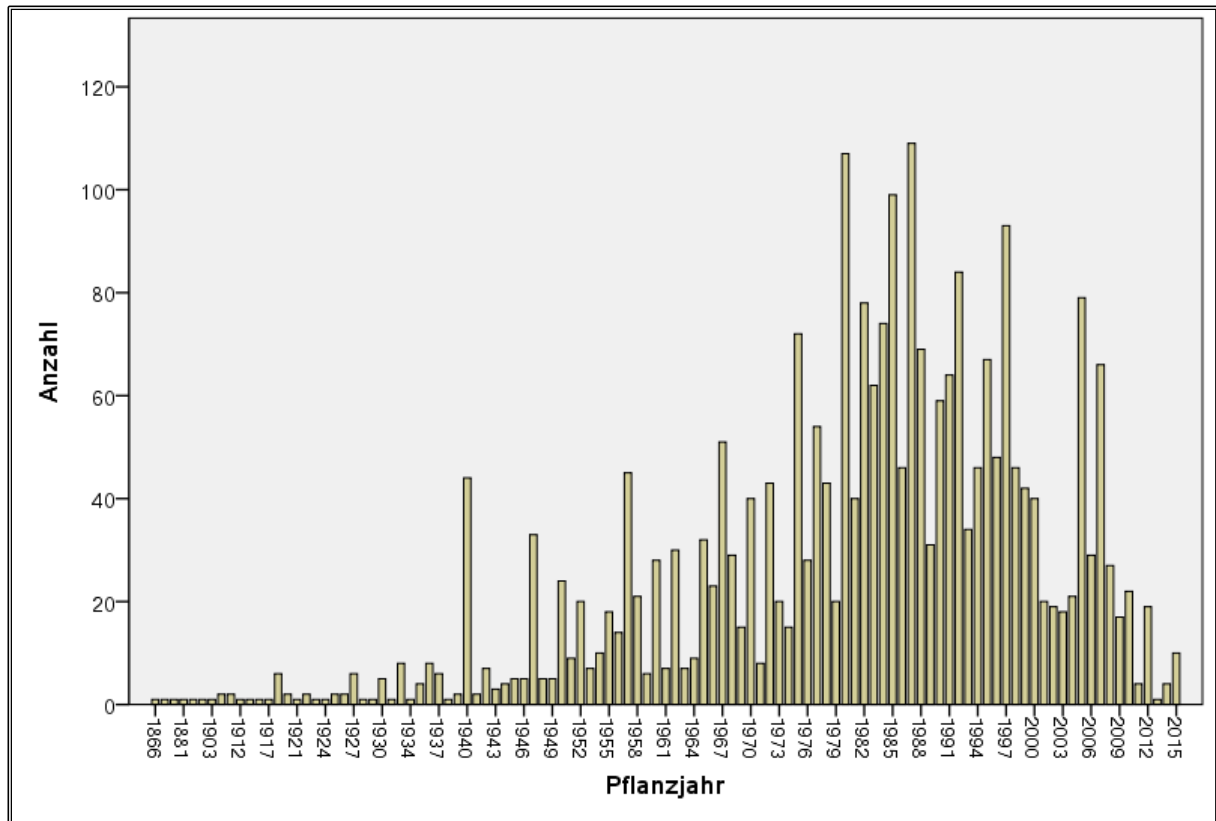


Abb. 2: Anzahl der in Wien öffentlich wachsenden Robinien in Abhängigkeit vom geschätzten bzw. tatsächlichen Pflanzjahr. Die in Wiener Parkanlagen gepflanzten Robinien wurden nicht berücksichtigt. (Anm.: Das Alter der einzelnen Bäume wurde aufgrund des Stammumfanges geschätzt. Erst seit 2006 ist das genaue Pflanzjahr bekannt).

Quelle: Grafik erstellt nach Daten von MA 42 2016.

Auch eine Untersuchung von Rehnert & Böcker (2008), bei der das Spektrum der lignicolen Pilze an Robinien im urbanen Bereich mit jenem von Robinien in ruralen Gebieten (Naturstandorte) verglichen wurde, zeigte, dass bei im städtischen Umfeld gepflanzten Robinien der Befall mit parasitischen Pilzen stark zunimmt. Besonders häufig gefundene Pilzarten (Leitarten) an Robinie im städtischen Bereich waren die Fäuleereger *Kretzschmaria deusta*, *Perenniporia fraxinea*, *Laetiporus sulphureus* und *Pholiota squarrosa*.

In Fachkreisen werden verschiedene Gründe aufgezählt, die zum häufigeren Auftreten des Eschenbaumschwammes an Robinie führen könnten: Ein noch nicht hinreichend untersuchter Faktor könnte eine höhere N-Verfügbarkeit im Bodensubstrat bzw. im Holz sein. Wie in Kap. 2.2.1 beschrieben, ist es der Robinie einerseits möglich, über sogenannte Wurzelknöllchen in ihren Wurzeln aktiv Luftstickstoff zu binden. Andererseits sind Baumstandorte in der Stadt zudem häufig durch den Eintrag von Hundeurin mit Stickstoff angereichert (siehe Kap. 1.3.1) (Kehr et al. 2000a). Andere Gründe für die Ausbreitung des Pilzes können die

Klimaerwärmung (siehe Kap. 2.1.1.1) und ungünstige Straßenstandorte (siehe Kap. 1.6) sein. Bezogen auf eine höhere N-Verfügbarkeit gibt es bereits mehrere Arbeiten, die den Einfluss von Stickstoff auf den durch holzerstörende Pilze verursachten Holzabbau untersuchen:

Cowling & Merrill (1966) halten in ihrer Arbeit zu Stickstoff und Holzabbau fest, dass bereits geringfügige Zugaben von Stickstoff bei Pilzen sowohl das Wachstum, als auch deren Holzabbauleistung fördert. Erwähnt werden beispielsweise Versuche von Findlay (1934) oder Hopffgarten (1933), bei denen Holzklötze mit einer wässrigen N-Lösung getränkt wurden. Von ähnlichen Ergebnissen berichtet auch Kehr et al. (2000b), wobei in diesem Fall der Stickstoff dem Nährmedium zugeführt wurde. Findlay (1934) gibt zusätzlich an, dass auf nährstoffreicheren Standorten ein Holzabbau durch Pilze öfters auftritt als auf nährstoffarmen Standorten. Er begründet das damit, dass das reichere N-Angebot den Befall durch holzerstörende Pilze offenbar fördert. Dennoch gibt Kehr et al. (2000a) an, dass in Hinblick auf das vermehrte Auftreten des Eschenbaumschwamms noch nicht eindeutig geklärt ist, ob ein höherer N-Gehalt des Substrates den Befall und Abbau des Holzes durch *P. fraxinea* fördert.

1.2 Charakteristik städtischer Böden

Der Boden bildet neben den umgebenden klimatischen Bedingungen einen wichtigen Teil des Pflanzenstandortes. Den Wurzeln dient er zur Verankerung, schützt vor Wärme und Licht und versorgt die Pflanze mit Wasser, Sauerstoff und Nährstoffen. Da es sehr viele verschiedene Bodentypen mit unterschiedlichen ökologischen Eigenschaften gibt, wird im Folgenden auf den Boden und den Standort in der Stadt näher eingegangen (Blume 1997).

Von der Europäischen Union wurde 2004 folgende Definition von Stadtböden herausgegeben: „Stadtböden beinhalten natürliche, anthropogen modifizierte und hinsichtlich ihrer Substrate komplett vom Menschen aufgebaute Böden, die beeinflusst sind durch Industrie, Bergbau, Siedlung, Infrastruktur, Verkehr und Militär“ (European Union Report 2004).

Bäume auf städtischen Standorten sind im Gegensatz zu Bäumen auf natürlichen Standorten völlig anderen Lebensbedingungen ausgesetzt. Da durch menschliche Eingriffe die natürliche Horizontfolge meist gestört ist, gibt es in Städten größtenteils Standorte mit künstlichen Substraten. Dies führt zu räumlich stark wechselnden Bodenverhältnissen, die gekennzeichnet sind durch Oberflächenversiegelung und -verdichtung, Fehlen der organischen Streuauflage,

Schadstoff-Belastungen, Fremdstoff-Beimischungen, Kapillaritätsunterbrechungen, Stau- und Verdichtungshorizonten und überdeckten humosen Zonen im Untergrund. Der durch Bodenversiegelung und -verdichtung, oder defekte Gasleitungen verursachte Sauerstoffmangel beeinflusst nicht nur die Sauerstoffversorgung der Wurzeln, sondern fördert auch den N-Verlust durch Denitrifikation (Balder et al. 1997, Blume 1996, Schubert 2006, Trollenier 1971).

Die Böden der städtischen Baumscheiben sind meist von dem vorangegangenen Bau einer Straße beeinflusst. Das Substrat ist steinreich, alkalisiert und mit Schadstoffen kontaminiert (Blume 1996).

Die N-Gehalte in urbanen Böden variieren im Gegensatz zu natürlich gewachsenen Böden oft sehr stark. Es gibt sogar Fälle, bei denen in tieferen Bodenschichten ungewöhnlich hohe N-Gehalte nachgewiesen wurden, obwohl dies unter natürlichen Bedingungen sonst nicht der Fall ist.² Ein Grund für solche N-Verlagerungen sind u. a. Bauarbeiten, bei denen tiefhumose Böden in tiefe Schichten verlagert werden. Besonders hoch sind die Gesamtstickstoffgehalte bei Park-, Grünflächen, Kleingärten und Einzelhäusern (1,25 - 2,5 mg/g), etwas geringer bei Blockbebauung, in Innenstadtbezirken oder in innerstädtischen Waldstandorten (0,62-1,25 mg/g) (vgl. Tabelle im Anhang Teil E) (Stahr 2003). Ein weiterer Faktor, der den Gesamtstickstoffgehalt urbaner Böden beeinflussen kann, sind Düngergaben bei der Neupflanzung von Bäumen. Erst Anfang der 1990er Jahre wurde die gängige Praxis, das Pflanzsubstrat mit Nährstoffen anzureichern, kritisch hinterfragt (Krieter 1993).

Untersuchungen von Baumstandorten in Wien durch Braun (1990) bestätigen die oben ausgeführten allgemeinen Angaben zu urbanen Böden. Besonders für den Wiener Raum ist, dass aus geologischen Gründen bereits die natürlich gewachsenen Böden sehr stark divergieren. Der Untergrund in Wien setzt sich unter anderem aus Lößlehm, Sandstein, Dolomit, kalk- und silikathaltigem Schotter zusammen. Die untersuchten Baumscheiben hatten in Wien meist keine natürliche Schichtung, waren oberflächlich verdichtet und bestanden in unteren Schichten aus schottrig-ziegeligem Material. Bei Neupflanzungen ist es häufig der Fall, dass ortsfremde Erde eingebracht wird (Glatzel & Krapfenbauer 1975).

² So wurden bei Böden im Bereich einer Militärkaserne im Unterboden (30-100 cm Tiefe) 3,5 mg N/g gemessen und im Oberboden (0-30 cm Tiefe) nur 1 mg N/g. Bei allen anderen Standorten dieser Untersuchung waren die Werte für die Unterböden um etwa die Hälfte geringer als in den Oberböden (Stahr 2003).

1.3 Der Stickstoffkreislauf im Boden

Stickstoff wird zu den Hauptnährelementen gezählt und kann aufgrund seiner verschiedenen Oxidationsstufen von -3 bis +5 eine Vielzahl an Verbindungen eingehen. In Pflanzensubstanzen ist Stickstoff mengenmäßig meist das dominierende Hauptnährelement, während er in den Ausgangsgesteinen der Bodenbildung und in der mineralischen Bodensubstanz nur in sehr geringen Mengen vorkommt (Scheffer et al. 2010).

In der Natur ist das größte N-Reservoir die Atmosphäre (95 % des globalen N-Vorrats ist in der Atmosphäre gebunden), deren N_2 -Gehalt für Pflanzen jedoch nicht verfügbar ist und unter anderem erst durch biologische N_2 -Bindung in den Boden gelangen muss. Der durch die biologische N_2 -Bindung in den Boden gelangte Stickstoff wird durch verschiedene Prozesse in organische und anorganische Verbindungen umgewandelt. Der N-Kreislauf (Abb. 3) schließt sich, wenn der Stickstoff in Form von Gasen (z. B. N_2 , N_2O , NO oder NH_3) wieder in die Atmosphäre gelangt (Frede & Bach 1996, Scheffer et al. 2010).

Neben der N_2 -Bindung kann auch N-Deposition aus der Atmosphäre zum N-Eintrag beitragen. In Mitteleuropa tragen vor allem N-Emissionen aus Industrie, Kraftverkehr und Landwirtschaft zu beachtlichen N-Immissionen bei (Abb. 3). Durch Verminderung der Emissionen sind die Einträge in den letzten Jahren rückläufig.³ N-Deposition, verursacht durch elektrische Entladungen bei Gewittern oder durch Einwaschen von Nitrat oder Nitrit in Form von Salpetersäure oder salpetrige Säure, ist in den gemäßigten Breiten gering (Schubert 2006).

Weitaus wichtiger ist die biologische N_2 -Fixierung durch bestimmte Prokaryoten (Bakterien). Sie besitzen das Enzym Nitrogenase und können somit N_2 zu Ammoniak reduzieren und den gewonnenen Ammoniak zur Synthese von Aminosäuren, Proteinen usw. verwenden. Je nach Vorkommen und Lebensweise werden drei N_2 -fixierende Systeme unterschieden:

Die bedeutendste Gruppe bilden die in Symbiose mit Pflanzenwurzeln lebenden und knöllchenbildenden Mikroorganismen (siehe Kap. 2.2.1). Die zweite Gruppe bilden Mikroorganismen-Assoziationen, die keine Knöllchen bilden, sondern auf der Wurzel oder in Interzellularen leben. Die dritte Gruppe ergibt sich aus frei im Boden lebenden Mikroorganismen (Amberger 1996).

Bei der Mineralisation (Abb. 3) entsteht zunächst Ammonium und in weiterer Folge Nitrit und Nitrat. Die Mineralisation beschreibt den Abbau des in organischer Substanz (=pflanzliche und

³ In Gießen wird seit mehreren Jahren auf der Versuchsstation des Instituts für Pflanzenernährung die nasse N-Deposition gemessen. Seit 1998 wurde dabei ein kontinuierlicher Rückgang festgestellt; 2004 lag der Wert bei rund 10 kg N/ha. Wawrik (1997) schreibt hingegen, dass der aus der Luft, mit den Niederschlägen, eingebrachte Stickstoff zunimmt.

tierische Abfälle) gebundenen Stickstoffs durch Bakterien (Schubert 2006). Der durch tierische Ausscheidungen verursachte organische Stickstoff, wird zu einem Großteil von Regenwürmern – wegen ihrer großen Biomasse ein wichtiger Faktor – ausgeschieden. Die Regenwürmer scheiden ihn einerseits als Mucoprotein über Drüsenzellen der Haut und andererseits über den Urin als Ammoniak und Harnstoff aus (siehe Kap. 1.3.1) (Trolldenier 1971).

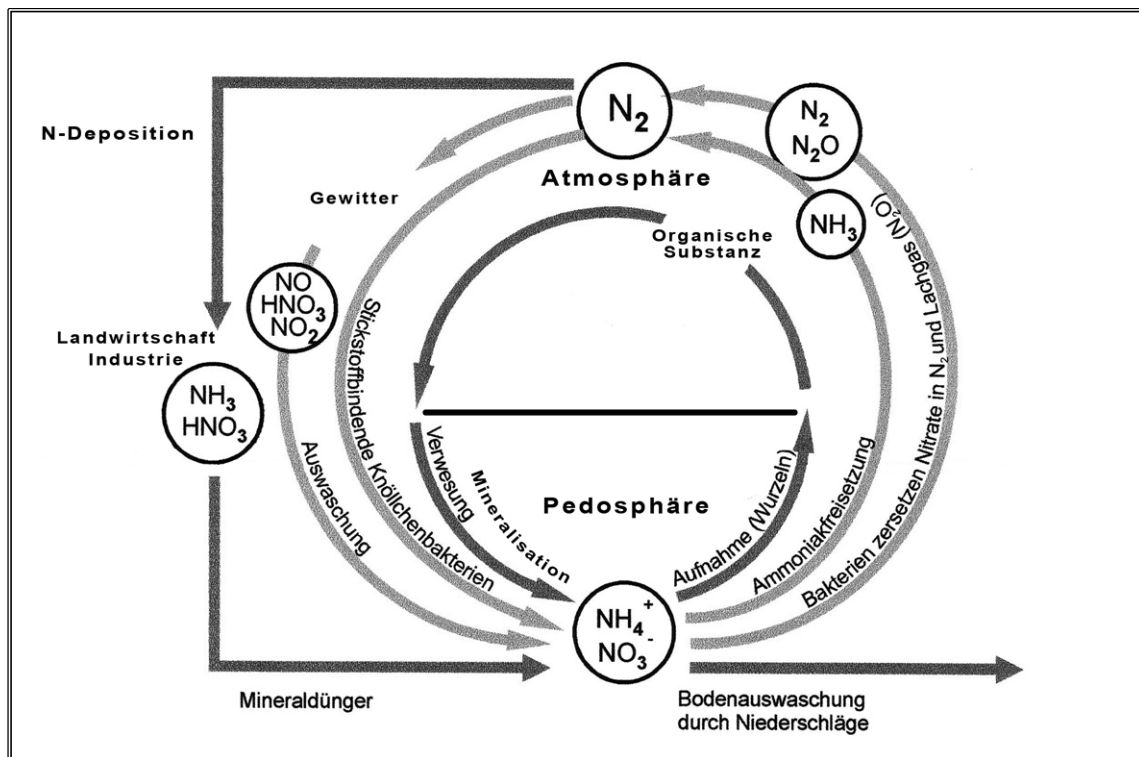


Abb. 3: Stickstoffkreislauf.

Quelle: Modifiziert nach Bildungsserver Sachsen-Anhalt 2016.

Ein weiterer Faktor im N-Kreislauf sind N-Verluste (Abb. 3). Dabei werden drei verschiedene Prozesse unterschieden: volatile NH_3 -Verluste, Nitratauswaschung und Denitrifikation. Volatile NH_3 -Verluste treten auf, wenn im Boden Ammonium vorhanden ist und gleichzeitig der pH-Wert hoch ist. Zur Auswaschung von Nitrat kommt es aufgrund seiner geringen Bindung im Boden. Bei der Denitrifikation wandeln Bakterien Nitrat in Lachgas (N_2O) oder N_2 um (Schubert 2006). Der durch Denitrifikation entweichende Stickstoff beträgt in sandigen Böden 11-25 %, in Tonböden 16-31 % und in Moorböden 19-40 % (Trolldenier 1971). Denitrifikation und Auswaschung bilden die Haupt-Verlustquellen des Stickstoffs im Boden (Solansky 1982).

Stickstoff kann in mehreren Formen⁴ im Boden vorliegen, ist jedoch im Normalfall fast ausschließlich in organischer Bindung vorhanden (Alcubilla & Rodenkirchen 1985, Heinze & Fiedler 1992). Amberger (1996) gibt an, dass lediglich rund 5 % des Stickstoffs in anorganischer Form vorhanden sind. Der organisch gebundene Stickstoff stammt aus der Atmosphäre, aus Rückständen der Vegetation und Bodenorganismen, aus deren Stoffwechselprodukten und aus Huminstoffen (siehe Kap. 1.3.1). Eine Ausnahme bilden gedüngte, lehmige bis tonige Böden: durch eine NH_4^+ -Fixierung, kann der Anteil an anorganischem Stickstoff hier bis zu 20 % betragen.

Der organische Stickstoff liegt zumeist in Amid- und Peptidstrukturen vor, des Weiteren in Proteinen, Aminosäuren und Aminoazuckern. Amide und Peptide bilden einen sehr stabilen N-Pool, während pflanzliche Aminosäuren und Proteine einen labilen N-Pool bilden. In welchen Mengen die einzelnen organischen N-Verbindungen vorhanden sind, variiert stark je nach den unterschiedlichen Bodentypen, der Bodennutzung und den klimatischen Bedingungen. In Mineralböden des gemäßigten-humiden Klimas beträgt der Gesamt-N-Gehalt (N) $0,7\text{--}2\text{ g/kg}^{-1}$ (siehe Anhang Teil E) (Scheffer et al. 2010).

Für die Ernährung können Pflanzen vor allem die leichtlöslichen N-Verbindungen Nitrat und Ammonium nutzen. Während Nitrat leicht auswaschbar ist, ist das in absorbierte Form gebundene Ammonium vor Auswaschung weitgehend geschützt. Jedoch ist der Ammonium-Anteil am Gesamt-Stickstoff meist weniger als 1 % (Scheffer et al. 2010).

1.3.1 N-Eintrag durch Hundeurin

Im urbanen Bereich kommt zu den in Kap. 1.3 genannten N-Quellen noch der N-Eintrag durch Hundeurin. Diese zusätzliche Belastung ist bei städtischen Baumstandorten aus folgenden Gründen relevant:

- ❶ Das baumumgebende Substrat wird durch Hundeurin mit Harnstoff belastet und somit mit Stickstoff angereichert (Kehr et al. 2000a).
- ❷ Die möglichen ökologischen Folgen durch eine N-Anreicherung von Baumstandorten beschreiben Krieter & Malkus (2000): Ist mehr nutzbarer Stickstoff vorhanden,

⁴ N kann im Boden vorliegen: als Bestandteil von Mineralien, oder Humusstoffen; als austauschbare Kationen oder Anionen an der Oberfläche von Huminstoffen, Tonmineralen, oder Fe-, Mn- oder Al-Oxiden/Hydroxiden; als freie Ionen in der Bodenlösung.

reagieren Bäume mit mehr Blattwachstum, längeren Seiten- und Haupttrieben, einer größeren Anzahl an Knospen und insgesamt einer größeren Krone. Der Baum wirkt dadurch sehr vital, auch wenn er von Fäulepilzen bereits geschädigt ist.

- Die Urinbelastung verursacht Bast- und Kambium-Schäden im Bereich des Stammfußes und des Wurzelanlaufes. Diese Schadsymptome können einerseits durch den Befall mit *P. fraxinea* verursacht sein, oder andererseits Eintrittspforten für holzerstörende Pilze sein (Kehr et al. 2000a). Untersuchungen von Rehnert & Böcker (2008) ergaben, dass Robinien mit Verletzungen des Kambiums signifikant häufiger von parasitischen Pilzen befallen werden als nicht verletzte.

Je nach Größe des Hundes werden pro Hund ca. 0,04-2 l Harn abgegeben (Witzigmann 1940). Messungen in Berlin haben ergeben, dass in einer durchschnittlichen innerstädtischen Straße täglich 30 ml Harn pro Baum abgegeben werden. Rein rechnerisch gelangen pro Jahr somit 10 l Harn an einen Baum. Die Schadsymptome an betroffenen Pflanzenteilen sind vielfältig. Unverholzte Triebe, Blätter und Feinwurzeln werden bereits durch eine einmalige Kontamination mit Hundeurin geschädigt. Dabei können die Schäden auch zum Absterben der betroffenen Pflanzenteile führen. Bei jungen, dünnrindigen oder empfindlichen Gehölzen treten bei erhöhter Konzentration Bast- und Kambium-Nekrosen auf, wobei die Robinie zu den besonders empfindlichen Baumarten zählt (Balder 1994).

Im Harn wird Stickstoff meist in Form von Harnstoff, aber auch als Ammoniak ausgeschieden. Der Harn des Hundes beinhaltet zwischen 1,5-6,0 % Harnstoff (Witzigmann 1940). Untersuchungen des Harns der Hunderasse Beagle ergaben durchschnittlich 27,9 mg Harnstoff pro dl Harn⁵ (Badura 1990). 27,9 mg Harnstoff enthält 13,02 mg Stickstoff. Bei einer täglichen Belastung von 30 ml Harn gelangen somit 3,906 mg Stickstoff in den Boden; das ergibt bei 10 l Harn pro Jahr bereits 1,302 g N (siehe Anhang Teil B).

Harnstoff wird von verschiedenen Mikroorganismen unter Zuhilfenahme des Enzyms Urease in Kohlendioxid und Ammoniak aufgespalten. Da im Boden meistens ein gewisser Ureasespiegel vorhanden ist, kann diese Reaktion auch ohne Mikroorganismen ablaufen (Trolldenier 1971).

⁵ Der Durchschnittswert ergab sich aus Angaben zu 20 Hunden. Pro Hund wurden nach 0, 1, 7 und 14 Tagen Proben genommen.

1.4 Stickstoff im Baum

Im Allgemeinen können sich Pflanzen sowohl von organischem, als auch von mineralischem Stickstoff ernähren. Da Rhizosphärenbakterien organischen Stickstoff in Form von freien Aminosäuren sehr gut nutzen können, ist Stickstoff in organischer Form häufig nicht pflanzenverfügbar. Aus diesem Grund decken Pflanzen ihren N-Bedarf fast ausschließlich aus mineralischen Verbindungen (Schubert 2006).

Mineralischer Stickstoff wird von den Wurzeln hauptsächlich als Nitrat und Ammonium aufgenommen (Scheffer et al. 2010). Die Aufnahme erfolgt dabei in zwei Stufen: Zuerst erfolgt die Reduktion von Nitrat über Nitrit (NO_2^-) zu Ammonium, anschließend wird das Ammonium in Aminosäuren eingebaut (Schubert 2006, Engels & Marschner 1995). Dieser Prozess benötigt viel Energie und Kohlenstoff; das Verhältnis gespendeter Kohlenstoff zu gewonnener Stickstoff ist 5:1. Bei einer schlechten Sauerstoffversorgung der Wurzelzone (verdichtete Baumscheiben bei Straßenbäumen) benötigt ein Baum bis zu 20-mal mehr Kohlenstoff um dieselbe Menge Stickstoff aufzunehmen (Coder 1997, Engels & Marschner 1995).

Generell ist in Angiospermen mehr Stickstoff gespeichert als in Gymnospermen, in der Baumkrone mehr als im Stamm- und Wurzelholz und im Splintholz mehr als im Kernholz (Cowling & Merrill 1966). Innerhalb eines Baumes wird in den Blättern und Knospen der meiste Stickstoff gespeichert (50 % des gesamten Stickstoffs im Baum), gefolgt von Ästen und Stamm, Wurzeln und Zweigen. Der Gehalt ist auch in physiologisch aktiven Zellen und meristematischen Geweben (z. B. Kambium) am höchsten. Wenn man nur den Stamm betrachtet, so ist der N-Gehalt im Phloem (Rinde) viel höher als im Holz. Daher wird für Wachstumsprozesse der N-Vorrat im Phloem genutzt. Da bei älteren Bäumen der Anteil der Rinde am Stamm jedoch vergleichsweise gering ist, wird – von der Trockensubstanzverteilung her – mehr Stickstoff aus dem Holz mobilisiert (Coder 1997, Marutzky & Roffael 1977, Schestag 1988).

Da die Verfügbarkeit von Stickstoff variiert, haben Pflanzen Mechanismen entwickelt, um einerseits Stickstoff zu speichern und andererseits aber auch Stickstoff, der sich im Zytoplasma von Kambium-Zellen befindet, zu recyceln. Somit ist die Stickstoffversorgung weitgehend unabhängig von der Verfügbarkeit im Boden (Engels & Marschner 1995, Merrill & Cowling 1966). Während eines Jahres unterliegt der N-Vorrat im Baum starken Schwankungen. Im Herbst und Winter steigt der N-Gehalt in den verholzten Geweben an. Wenn im Frühjahr die Wachstumsphase beginnt, wird dieser N-Vorrat benötigt und die N-Konzentration nimmt ab. Erst wenn der in den Blättern enthaltene Stickstoff im Herbst in die

überwinternden Organe verlagert wird, steigt die Konzentration wieder an (Schestag 1988). Im Gegensatz dazu gibt Marmann (1998) an, dass die N-Konzentration im Holz während des Blattaustriebs und der Zuwachsphase im Sommer keinen signifikanten Veränderungen unterliegt.

Der N-Gehalt schwankt aber nicht nur im Jahreszeitenverlauf, sondern nimmt auch mit zunehmendem Alter des Baumes ab. Beispielsweise hat das jüngste Holz der Esche einen N-Gehalt von 5 %. Im Gegensatz dazu enthält älteres Splintholz nur mehr 1,3-1,7 % Stickstoff (Schestag 1988). Dies wird von Marmann (1998) bestätigt. Laut seinen Untersuchungen ist die N-Konzentration in den jüngeren Stammabschnitten deutlich höher als an der Stammbasis.

Allgemein wird die Zusammensetzung des Xylemsaftes durch das N-Angebot des Bodens, die Wasserversorgung vor Ort und Be- und Entladungsvorgänge innerhalb des Baumes (Remobilisierung von gespeichertem Stickstoff, N-Aufnahme aus der Bodenlösung, N-Entzug durch Speicherung oder Wachstum) beeinflusst (Marmann 1998).

Bollard (1958) hat bei Analysen des Xylemsaftes verschiedener Baumarten herausgefunden, dass generell Asparagin und Glutamin die häufigsten N-Verbindungen waren. Seegmüller (1999) hat verschiedene Einflüsse auf die N-Ernährung der Stieleiche untersucht. Im Zuge dieser Untersuchungen wurden die Xylemsäfte im Spross und in der Pfahlwurzel von zwölf Bäumen auf enthaltene stickstoffhaltige Verbindungen untersucht. In gleicher Weise wurden auch die Phloem-Exsudate der Spross- und Wurzelrinde untersucht. Der Wurzelxylemsaft wies gut die vierfache Menge an nicht proteinogenem Stickstoff auf wie der Sprossxylemsaft. Der Grund dafür ist, dass der Stickstoff sich entweder ins Phloem verlagerte oder für Wachstum und Speicherung benötigt wurde. Über 90 % der gefundenen N-Verbindungen im Xylemsaft wurden als Aminosäuren oder Ammonium transportiert, wobei das Ammonium einen sehr geringen Anteil ausmachte. Demzufolge wurde das aufgenommene Ammonium in den Wurzeln weitgehend in Aminoverbindungen assimiliert und in dieser Form in das Xylem geladen (oder eingebaut). Nur etwa 10 % wurden in der Form des Nitrats transportiert. Die häufigste Aminoverbindung im Xylemsaft war Asparagin, wobei jedoch auch nur • des Asparagin-Stickstoffs des Wurzelxylemsaftes in den Spross gelangte (Seegmüller 1999).

Auch im Phloem wurde mehrheitlich Asparagin gefunden. Wieder war der Gehalt in der Wurzel doppelt so hoch wie im Spross. Im Gegensatz zum Xylem wurde im Phloem kein Nitrat nachgewiesen (Seegmüller 1999).

Im Allgemeinen liegt der Gesamtstickstoffgehalt im Holz⁶ zwischen 0,05-0,2 %; dieser Wert ist abhängig von Holzart, Kern- oder Splintholz, dem jeweiligen Jahrring und anderen Parametern (Sheppard 2012).

1.5 Stickstoffnutzung durch Pilze

Für Wachstum und Entwicklung der Pilze stellt Stickstoff einen essentiellen Nährstoff dar. Besonders Holzerstörende Pilze benötigen viel Stickstoff für die Entwicklung von Sporophoren. Da der im Holz verfügbare Stickstoff generell gering ist (siehe Kap. 1.4), haben besonders Holz- und Baumpilze Mechanismen entwickelt, um mit wenig Stickstoff zu überleben. Sie können beispielsweise in ihrem eigenen Myzel gespeicherten Stickstoff, durch einen Prozess aus Autolyse und Wiederverwendung, nutzen (Cowling & Merrill 1966, Kehr et al. 2000b, Levi et al. 1968). Schmidt (1994) betont, dass Stickstoff insofern einen limitierenden Faktor darstellt.

Pilze können im Allgemeinen die verschiedensten N-Verbindungen nutzen. Abbildung 4 gibt einen Überblick über die für Pilze verfügbaren N-Verbindungen. Je nach Pilzart werden jedoch meist bestimmte N-Verbindungen bevorzugt. Wenn die bevorzugten N-Verbindungen nicht vorhanden oder zugänglich sind, können Pilze auch nicht präferierte N-Verbindungen nutzen (Jennings & Lysek 1999). Im Gegensatz zu verschiedenen Bakterien und Algen können Pilze keinen Luftstickstoff fixieren (Griffin 1994, Lilly & Barnett 1951, Schmidt 1994, Steinberg 1939).

⁶ Siehe dazu auch Anhang Teil E.

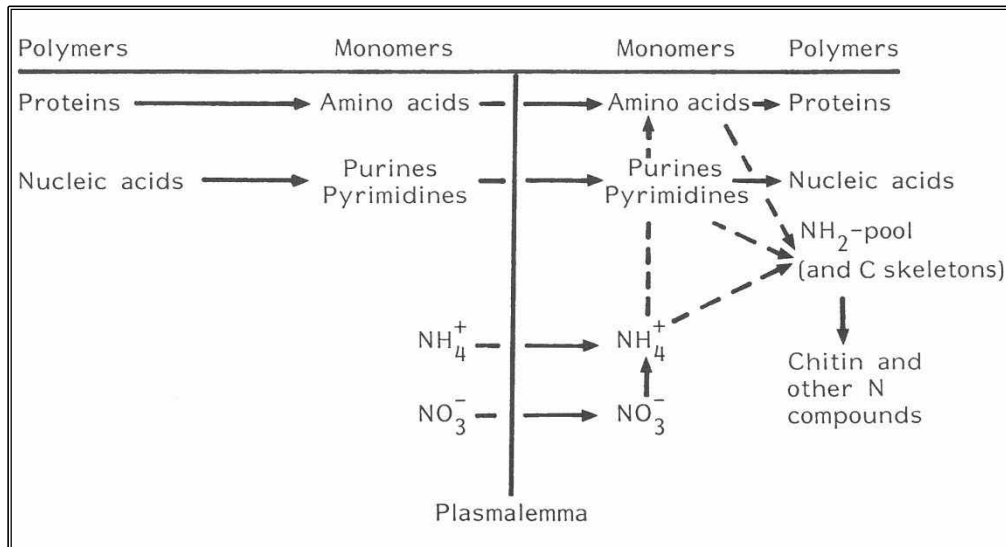


Abb. 4: Die Hauptstickstoffverbindungen, die den Pilzen unter natürlichen Bedingungen zur Verfügung stehen (mit Ausnahme von Chitin) und die Darstellung der N-Umwandlung im Inneren des Pilzes. Die gestrichelten Linien stellen einzelne Prozesse des Stoffwechsels vereinfacht dar.

Quelle: Jennings & Lysek 1999.

In der Literatur gibt es gemeinhin und speziell für einzelne Pilzarten zahlreiche Angaben zur Nutzung von verschiedenen N-Verbindungen, u. a. Cowling & Merrill (1966), Griffin (1994), Hacskeylo et al. (1954), Jennings (1995), Käärik (1960), Lilly & Barnett (1951), Schmidt (1994).

Käärik (1960) hat Versuche mit Bläuepilzen und verschiedenen N-Quellen durchgeführt. Dabei kam er zu folgenden Ergebnissen:

- Die meisten getesteten Bläuepilze können Nitrat-Stickstoff nicht nutzen; insgesamt können nur wenige Pilzarten Nitrat-Stickstoff nutzen.
- Wenn Ammonium-Stickstoff und Nitrat-Stickstoff gleichzeitig angeboten werden, wird von den Pilzen zuerst der Ammonium-Stickstoff genutzt.
- Trotz des hohen Säuregehaltes von Ammonium-Stickstoff ist die Trockenmasseproduktion bei einem Nährmedium mit Ammonium-Stickstoff größer als bei Nitrat-Stickstoff.

- Im Allgemeinen beziehen Bläuepilze den Stickstoff aus Parenchym-Zellen und Xylemsaft in organischer Form⁷ als freie Aminoverbindungen und Aminosäuren. Die häufigsten N-Quellen sind Asparagin und Glutamin.

Cowling & Merrill (1966) schreiben, dass alle holzzersetzenden Basidiomyceten Ammonium-Stickstoff nutzen können. Manche Basidiomyceten können zwar auch Nitrat-Stickstoff nutzen, aber generell können holzzersetzende Basidiomyceten am besten Aminosäuren nutzen. Die Autoren geben weiters an, dass künstliche Nährmedien für das erfolgreiche Wachstum von Pilzen einen N-Gehalt zwischen 0,07-0,11 % aufweisen sollten. HacsKaylo et al. (1954) gibt zusätzlich an, dass Asparagin in Pflanzen weit verbreitet ist und von vielen Mikroorganismen leicht genutzt werden kann.

Von Lilly & Barnett (1951) gibt es eine Liste von Pilzen, die Ammonium-Stickstoff nutzen können. Der Eschenbaumschwamm wird darin nicht aufgelistet, allerdings die Gattung *Lenzites*, die wie der Eschenbaumschwamm zur Familie der *Polyporaceae* gehört. Diese Liste wird mit dem Verweis auf ihre Unvollständigkeit Jahre später von Jennings zitiert (Jennings 1995). Indes listen sowohl HacsKaylo et al. (1954), als auch Lohwag (1957) einige Pilze der Familie *Polyporaceae* auf, die auch andere N-Formen (beispielsweise Asparagin, oder Pepton) bevorzugen.

Aufgrund dieser Angaben aus der Literatur und der Verwendung von N-Quellen, die auch Käärik (1960) für seine Versuche verwendet hat, wurden für den im Zuge dieser Arbeit durchgeführten Wachstumsversuch (siehe Kap. 2.5) Ammoniumsulfat, Ammoniumtartrat (beide anorganische N-Quellen) sowie Asparagin (organische N-Quelle, Aminosäure) verwendet.

1.6 Praxisrelevanz der vorliegenden Studie

Die Robinie wurde im deutschsprachigen Raum in den 70er-Jahren gerne an schlechten Straßenstandorten gepflanzt, da sie sich auch an ungünstigen Standorten behaupten kann. Es hat sich allerdings gezeigt, dass auf solchen Stressstandorten auch die Robinie nach einigen Standjahren anfällig für Erkrankungen wird. So fanden sich vom Eschenbaumschwamm befallene Robinien häufig auf zu kleinen Baumscheiben mit verdichtetem Substrat, die überdies vermutlich durch Hundeurin und Streusalz belastet waren (Kehr et al. 2000a, Jaschinski 2012).

⁷ Garrett (2011) weist darauf hin, dass Stickstoff im Xylemsaft vor allem in organischer Form transportiert wird.

Es gibt mehrere Gründe, warum trotz des seltenen Auftretens⁸ des Eschenbaumschwammes, diese Erkrankung von Park- und Straßenbäumen für die Praxis äußerst relevant ist:

- ① Der Eschenbaumschwamm verursacht durch eine intensive Weißfäule in Wurzeln und Stammfuß eine erhebliche Beeinträchtigung der Stand- und Bruchsicherheit von befallenen Bäumen (Abb. 9).
- ① Die Schadsymptome (abweichendes Rindenbild, sowie wulstartige Ausformungen), die einen Befall mit dem Eschenbaumschwamm andeuten, sind äußerst unscheinbar und nur sehr schwer zu erkennen. Daher kann der Befall leicht übersehen werden.
- ① Fruchtkörper, die das Erkennen der bestehenden Erkrankung entscheidend vereinfachen, werden erst im Spätstadium des Befalles gebildet. Erschwerend kommt hinzu, dass sie mitunter schwer zu erkennen sind (Abb. 5).
- ① Trotz erheblicher Beeinträchtigung der Standsicherheit können befallene Bäume optisch oft noch eine gute Vitalität zeigen (Jaschinski 2012), wodurch die vom Baum ausgehende Gefährdung häufig falsch eingeschätzt wird.
- ① Da der Pilz nur selten auftritt, ist die Gefahr einer Verwechslung, bzw. die Gefahr, dass der Befall generell übersehen wird, relativ groß.



Abb. 5: Fruchtkörper (siehe Pfeile) von *P. fraxinea* am Stammfuß von *Populus* im Wiener Prater.

Im Wiener Raum wird neben Esche und Robinie des Öfteren auch die Eiche von *P. fraxinea* befallen (Berger 2011). Da es in Wien mit Stand 2015 796 – auf öffentlichen Straßen wachsende – Eichen gibt, ist auch diese Baumart für die Praxis relevant⁹ (MA 42 2016). Um die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit – der durch *P. fraxinea* verursachte Holzabbau an Robinie und Eiche – besser vergleichen und interpretieren zu können, wird beim Holzabbauversuch (siehe Kap. 2.6) auch das Holz der Esche getestet.

⁸ Dies wurde auch von Herrn Berger (2011) von der MA 42 für den Wiener Raum bestätigt.

⁹ Mit Stand 2015 gibt es in Wien - bezogen auf Baumpflanzungen auf öffentlichen Straßen - 6955 Eschen und 2424 Robinien. Die Angaben zu den drei Baumarten beziehen sich auf die jeweiligen Gattungen, da die Daten der MA 42 keine Angaben zu Arten oder Sorten beinhalten.

1.7 Zielsetzung der vorliegenden Arbeit

Wie eingangs beschrieben, wird vermutet, dass erhöhte N-Verfügbarkeit zu einer Steigerung der Abbauleistung des Eschenbaumschwammes führt. Diese Annahme soll anhand eines Abbauversuches unter standardisierten Laborbedingungen an drei ausgewählten Baum-/Holzarten geprüft werden.

Die Ergebnisse des Abbauversuches sollen folgende Fragestellungen beantworten:

- ❶ Wird das Holz der drei getesteten Baum-/Holzarten (Esche, Eiche und Robinie) vom Eschenbaumschwamm im selben Zeitraum unterschiedlich stark abgebaut?
- ❷ Hat eine erhöhte N-Konzentration im Nährboden einen Einfluss auf die Abbauleistung des Eschenbaumschwammes?

Um eine geeignete N-Quelle zu finden wurde vor dem Abbauversuch zudem ein Wachstumsversuch durchgeführt.

Die Ergebnisse des Wachstumsversuchs sollten folgende Fragestellungen beantworten:

- ❶ Hat die N-Quelle einen Einfluss auf den Radialzuwachs von *in vitro*-Kulturen des Eschenbaumschwamms?
- ❷ Bei welcher N-Quelle zeigt der Eschenbaumschwamm den meisten Radialzuwachs *in vitro*?
- ❸ Hat die N-Konzentration einen Einfluss auf den Radialzuwachs des Eschenbaumschwamms *in vitro*?

2 Material und Methoden

2.1 Prüfpilz

2.1.1 *Perenniporia fraxinea*

2.1.1.1 Ökologie, Herkunft und Verbreitung

Der Eschenbaumschwamm ist in Europa, Nordamerika und Asien vorwiegend in wärmeren Regionen beheimatet (Kehr et al. 2000a, Breitenbach & Kränzlin 1986). In Österreich ist *P. fraxinea* im pannonisch-illyrischen Klimabereich (thermophil) verbreitet und vor allem in Städten (Wien, Mattersburg, Graz, Klagenfurt, Villach) und deren Parkanlagen zu finden. In städtischen Lebensräumen wird der Eschenbaumschwamm durch die globale Erwärmung gefördert und breitet sich vermutlich aus. Sein natürliches Verbreitungsgebiet sind Weich- und Hartholzauenwälder entlang von großen Flüssen wie March, Donau, oder Drau (Dämon 2014). In Deutschland ist er seit den 1970er-Jahren gesichert nachgewiesen (Kehr et al. 2000a). Laut Online-Datenbank der Pilze Österreichs datiert der erste Fund für Österreich bereits aus den 1930er-Jahren (Österreichische Mykologische Gesellschaft 2016).

Obwohl die Häufigkeit seines Auftretens zunimmt, ist er in manchen Teilen Deutschlands, in Dänemark, oder in Schweden auf der Roten Liste der gefährdeten Arten zu finden (Szczepkowski 2004). Im Zuge der Suche nach Pilzfruchtkörpern in Wien, hat sich herausgestellt, dass der Eschenbaumschwamm auch in Wien (noch) sehr selten auftritt. Diese Beobachtung wurde von Herrn Berger (2014) bestätigt.

In der *Roten Liste gefährdeter Großpilze Österreichs* (Krisai-Greilhuber 1999), sowie in der *Vorläufigen Roten Liste gefährdeter Großpilze der Steiermark* (Aron et al. 2005) wird *P. fraxinea* als „gefährdet (3)“ eingestuft¹⁰.

Zahlreiche Laubbaumarten werden vom Eschenbaumschwamm befallen, im Besonderen aber Esche, Eiche und Robinie (Kehr et al. 2000a, Szczepkowski 2004). Bemerkenswert ist, dass laut

¹⁰ Dämon (2014) gibt an, dass Pilze - deren natürliche Lebensräume hochgradig gefährdet sind und dort bereits sehr selten sind, aber andererseits anthropogene Biotope (wie Großstadtparks) als Sekundärlebensräume besiedeln können - hinsichtlich ihrer Gefährdung sehr schwierig einzuschätzen sind.

Krieglsteiner (2000) der Pilz in Baden-Württemberg zwar u. a. an Platanen, Pappeln, Eichen, Robinien und Schnurbäumen, aber nicht an Eschen gefunden wurde.

2.1.1.2 Aussehen der Fruchtkörper

Der Eschenbaumschwamm gehört zur Pilzklasse der Basidiomyceten und zur Gruppe der Porlinge (Polyporaceae), das heißt, dass die Basidiosporen in den Poren auf der Unterseite der Fruchtkörper gebildet werden. Die Fruchtkörper des Eschenbaumschwammes sind mehrjährige Konsolen, die meist ab dem Spätsommer vorwiegend an der Stammbasis gebildet werden (Abb. 6). Sie können einzeln oder in kleinen Gruppen angeordnet auftreten (Abb. 6) (Kehr et al. 2000a).



Abb. 6: Fruchtkörper von *P. fraxinea*. linke Abb. oben: Fruchtkörper an *Robinia pseudoacacia* mit hellem Zuwachsrand. rechte Abb. oben: Fruchtkörper am Stammfuß von *Quercus robur* mit weißem Sporenpulver im Botanischen Garten Wien. Abb. unten: Fruchtkörper am Stammfuß von *Fraxinus excelsior* im Wiener Prater.

Quelle: linke Abb. oben: Klug & Lewald-Brudi 2016, rechte Abb. oben und Abb. unten: Thomas Kirsits 2011.



Abb. 7: Porenschicht von *P. fraxinea*.

Quelle: linke Abb.: Klug & Lewald-Brudi 2016, rechte Abb.: Breitenbach und Kränzlin 1986).

Die Fruchtkörper sind 100-200 mm breit und an der Anwachsstelle bis zu 100 mm dick. Die Oberseite ist wellig-höckerig und glatt; bei frischen Fruchtkörpern fein samtig und creme- bis hell-ockerfarben, ältere Konsolen werden bräunlich bis schwärzlich (Abb. 6).

Die Poren auf der Unterseite sind rundlich-eckig, cremefarben und verfärben sich auf Druck braun-lila (Abb. 7). Die Röhrenlänge beträgt 6 mm und die einzelnen Röhrenschichten sind durch eine dünne Lage Context getrennt (Breitenbach und Kränzlin 1986).

2.1.1.3 Kultureigenschaften

Reinkulturen auf Malzextrakt-Agar bilden zunächst ein weißes Myzel, das häufig ein watteähnliches Aussehen hat (Abb. 8). Später werden die Kulturen cremeweiß bis ockerfarben und bilden teilweise Poren, in denen gelegentlich reife Basidiosporen gebildet werden (Abb. 8 rechts) (Kehr et al. 2000a). Ferner beobachtete Nobles (1965) bei sechs Wochen alten Kulturen das Auftreten von initialen Fruchtkörperstadien (Abb. 40). In der Mykologie werden diese frühen Fruchtkörperanlagen, die noch nicht ihre spätere Form angenommen haben als Primordien (Abb. 10) bezeichnet. Bei Pilz-Reinkulturen sind Primordien direkt mit dem Myzel verbunden aus dem sie sich entwickelt haben (Dörfelt & Ruske 2008, Dörfelt & Ruske 2014, Kirk et al. 2008).



Abb. 8: Reinkulturen von *P. fraxinea* auf Malzextrakt-Agar. Bei der linken Petrischale wurde die weitere Entwicklung des Pilzmyzels durch eine Lagerung bei +6°C gestoppt.

Bei ca. 26°C ist das Wachstum optimal; bei unter 10°C verlangsamt sich das Wachstum stark und bei 33°C dürfte das Temperaturmaximum liegen (Kehr et al. 2000a). Wachstumsversuche von Stalpers (1978) auf MEA¹¹ haben einen durchschnittlichen Radialzuwachs/Tag von 2,5-4,6 mm ergeben. Generell gehört *P. fraxinea* unter den holzabbauenden Pilzen zu den mittel bis schnell wachsenden Pilzarten (Baxter 1925, Campbell 1938, Nobles 1948).

2.1.1.4 Holzabbau und Defektsymptome

Der Eschenbaumschwamm ist ein wurzelbürtiger Fäuleereger, der eine intensive Weißfäule im Kernholz des Stammfußes, des Wurzelstockes und in stärkeren Wurzeln verursacht (Abb. 9). Oft wird auch das Splintholz befallen. Bei Stadtbäumen erreicht die Kernfäule eine Stammhöhe von maximal 50 cm. Abbildung 11 zeigt den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Holzabbau an Prüfkörpern im Zuge des in der vorliegenden Arbeit durchgeführten Abbauversuchs.

Die durch den Eschenbaumschwamm verursachten Schadsymptome sind äußerst unscheinbar. So ist beispielsweise keine Kleinblättrigkeit zu erkennen. Manchmal ist/sind an und zwischen den Wurzelanläufen ein abweichendes Rindenbild sowie wulstartige Ausformungen am Stammfuß zu bemerken. Fruchtkörper werden meist erst im Spätstadium des Befalls gebildet (Kehr et al. 2000a, Klug & Lewald-Brudi 2012, Szczepkowski 2004).

¹¹ 200 ml Malzextrakt mit 10 % Zucker, 15 g Agar und 800 ml Wasser, neutralisiert mit 2N KOH.

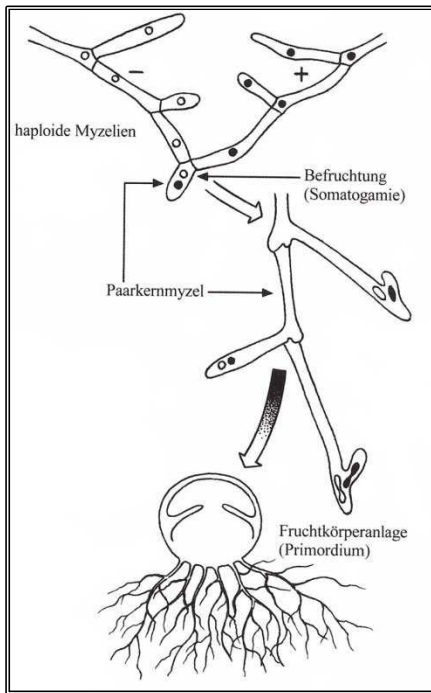


Abb. 10: Schematische Darstellung der Bildung von Primordien bei Basidiomyceten.

Quelle: Modifiziert nach Dörfelt & Ruske 2008.



Abb. 9: Gespaltener Stamm einer Robinie mit auf den Wurzel- und Stammbereich begrenzter Fäule durch *P. fraxinea*.

Quelle: Kehr et al. 2000a.

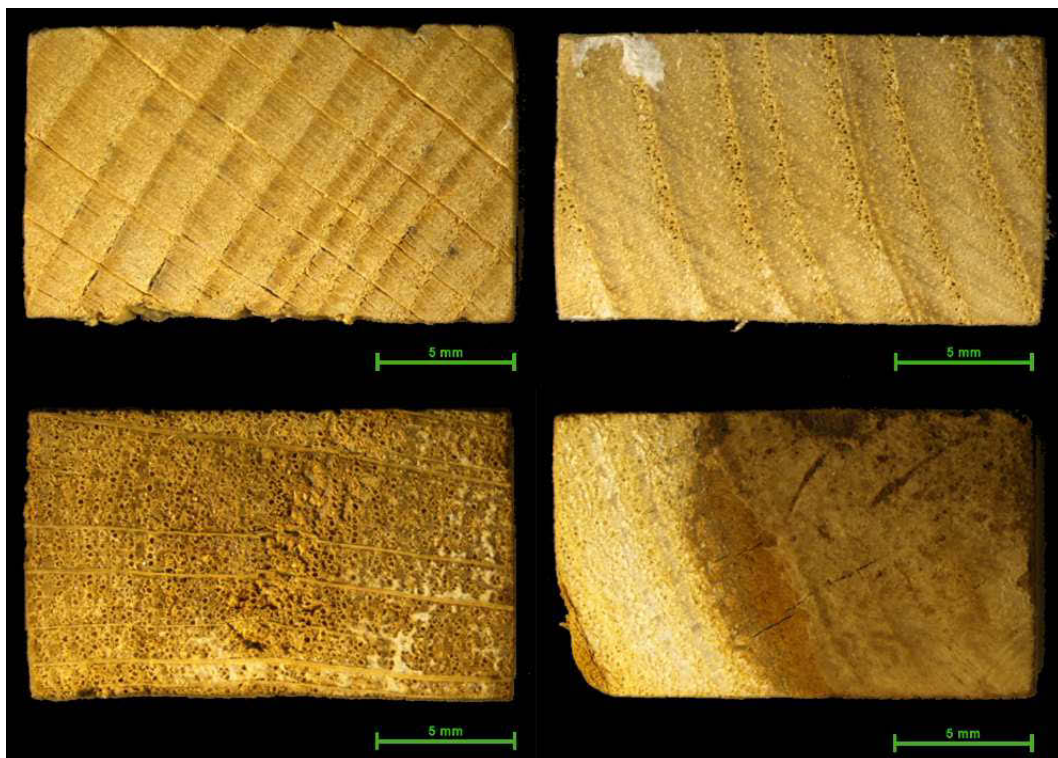


Abb. 11: Prüfkörper von *Fagus* (links oben), *Fraxinus* (rechts oben), *Quercus* (links unten) und *Robinia* (rechts unten) nach 18-wöchigem Holzabbau durch *P. fraxinea*.

Quelle: Fotografiert mit dem Auflicht-Forschungsmikroskop Nikon SMZ25; David Brenner 2014.

2.1.1.5 Herkunft der Isolate

Die für die Arbeit herangezogenen Isolate stammten einerseits aus Stammsammlungen („Kultursammlungen“) anderer Institutionen, andererseits wurden auch Fruchtkörper des Eschenbaumschwammes gesammelt und daraus Isolate gewonnen. Von den insgesamt 13 zu Verfügung stehenden Isolaten stammten fünf aus der Stammsammlung des Julius Kühn-Institutes (JKI). Zwei weitere Kulturen stammten ebenfalls aus Deutschland (Göttingen, Neckargmünd). Die restlichen sechs Kulturen stammen aus Wien und wurden aus gesammelten Fruchtkörpern isoliert. In Tabelle 1 sind zu jedem Isolat Herkunft, Ursubstrat und Zeitpunkt der Isolierung aufgelistet.

Tab. 1: Überblick über die herangezogenen Isolate von *P. fraxinea*.

Isolat-Nummer	Herkunft	Ursubstrat	Zeitpunkt der Isolierung
P 488	Julius Kühn-Institut, Bundesforschungsinstitut für Kulturpflanzen (JKI), Deutschland	Robinie	November 1998
P 489		Robinie	November 1998
P 490		Robinie	November 1998
P 491		Robinie	November 1998
P 493		Robinie	September 1999
Hal20110803/1	Neckargemünd, Deutschland	Robinie	August 2011
20110919/GöKe	Göttingen, Deutschland	Robinie	September 2011
BG/1	Botanischer Garten, Wien	Eiche	September 2011
PR/1	Prater, Wien	Eiche	September 2011
GH20110914/1	J.M. Hauer Platz, Wien	Japanischer Schnurbaum	September 2011
GH20111117/C	Prater, Wien	Eiche	November 2011
GH20111117/D	Prater, Wien	Esche	November 2011
GH20111118/G	Prater, Wien	Pappel	November 2011

Alle Kulturen aus Wien und die Kultur aus Göttingen wurden im Februar 2012 mittels ITS-Sequenzierung und nachfolgendem Sequenzvergleich mit bekannten Sequenzen in Datenbanken (BLAST Search) genetisch identifiziert, um sicher zu stellen, dass es sich um *P. fraxinea* handelt. In weiterer Folge wurden alle 13 Kulturen öfters überimpft, um neue Reinkulturen zu erhalten.

Bei allen neuen Reinkulturen der 13 Isolate wurden das gebildete Myzel nicht nur nach äußerlichen (Aussehen) Gesichtspunkten beurteilt, sondern auch wie schnell und gleichmäßig es sich gebildet hat. Für den Wachstums- und Abbauversuch wurde ein und dasselbe Isolat verwendet. Da das gebildete Myzel der Reinkulturen keine Unterschiede (optisch und in Bezug

auf Wachstumsgeschwindigkeit) aufwies, wurde schließlich aus folgenden Gründen die Kultur aus Göttingen (20110919/GöKe) ausgewählt:

Es handelt sich um eine junge Reinkultur. Der Wirtsbaum ist eine Robinie und stammt von einem ungünstigen innerstädtischen Standort (siehe Kap. 1.6). Dieser Baum wurde im Zuge von Untersuchungen durch Jaschinski (2012) mit nahezu zerstörungsfreien Diagnoseverfahren überprüft. Dabei wurde eine deutlich vorangeschrittene Fäule im Wurzelbereich diagnostiziert, die am Stammfuß große Teile des Kambiums abgetötet hatte (siehe Kap. 1.6).

2.2 Prüfkörper

Ursprünglich war geplant, den Abbauversuch nur mit Prüfkörpern der Baumarten Robinie und Esche durchzuführen. Da in Wien der Eschenbaumschwamm jedoch auch häufig Eichen befällt (Berger 2011), wurde diese Baumart für den Abbauversuch ebenfalls berücksichtigt. Im Folgenden werden diese drei genannten Baumarten sowie ihre Holzeigenschaften kurz vorgestellt:

2.2.1 *Robinia pseudoacacia*

Die Robinie gehört zur Familie der *Fabaceae*; die Gattung *Robinia* umfasst etwa 20 Arten (Schütt 1994). Sie stammt ursprünglich aus dem Zentralraum des östlichen Nord-Amerika, wobei sich ihr Areal auf mehrere Teilgebiete mit unterschiedlicher Ausdehnung aufteilt. In ihren natürlichen Verbreitungsgebieten bevorzugt die Robine ein humides Klima mit heißen Sommern und relativ milden Wintern, da sie gegenüber Frost empfindlich ist. Daher sind starke Winterfröste und Frühfröste im Herbst bedeutende Störfaktoren, die auch zu Wundbildung in Form von Frostrissen führen können. An den Boden oder die Topographie stellt sie keine besonderen Ansprüche, bevorzugt jedoch tiefgründige, lockere Böden ohne Staunässe (Cierjacks et al. 2013, Keresztesi 1988, Moshki & Lamersdorf 2011, Schütt 1994, Tesche & Hanauska 1981).

Innerhalb Europas kommt die Robinie vorwiegend in submediterranen bis kontinentalen Klimabereichen von Zentral-, Süd-, Ost- und Süd-Osteuropa vor, wobei sie sich nach wie vor weiter ausbreitet (Cierjacks et al. 2013, Schütt 1994).

Ursprünglich wurde die Robinie im 17. Jahrhundert durch den französischen Botaniker Jean Robin eingeführt und zunächst als Park- und Zierbaum eingesetzt. Im Park der Wiener Theresianischen Akademie steht eine der drei ältesten nach Europa gebrachten Robinien (Cierjacks et al. 2013, Kucera 1995). Da sie als Stammutter der in Europa wild wachsenden Robinien gilt wird sie trotz sehr schlechten Zustandes bis heute gepflegt (Abb. 12) (Kucera 1995).



Abb. 12: Älteste Robinie Europas im Theresianischen Park in Wien.

Aufgrund ihrer Anspruchslosigkeit ist die Robinie besonders in Deutschland als Stadt- und Straßenbaum zu finden (siehe Kap. 1.1), wird aber auch im Forst eingesetzt, wo sie leicht verwildert und einheimische Arten verdrängt (Cierjacks et al. 2013, Miele 1941). Im Wiener Raum zählt die Robinie zu den häufig verwilderten Baumarten und ist vollkommen eingebürgert (Abb. 13) (Adler & Mrkvicka 2003).

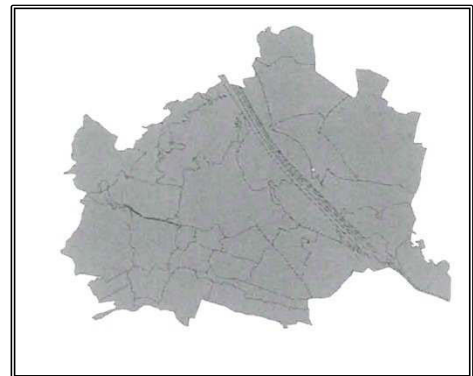


Abb. 13: Verbreitung von *Robinia pseudoacacia* in Wien.
Quelle: Adler & Mrkvicka 2003.

Die Robinie zählt zu den Pioniergehölzen und Lichtbaumarten. Ihr Lebenszyklus ist durch ein rasches

Wachstum und eine geringe Lebenserwartung (100 Jahre, seltener 200 Jahre) gekennzeichnet (Cierjacks et al. 2013, Schütt 1994). Zum raschen Wachstum gibt Göhre (1952) an, dass die Robinie im 20. Standjahr bis zu 300 Festmeter Holz pro Hektar erzeugen kann. Damit liegt die Holzmasseleistung der Robinie über den in Europa heimischen Holzarten. Nach 30-40 Jahren stellt die Robinie ihr Höhenwachstum ein (Schütt 1994).

Die sommergrünen und bis zu 20 m großen Robinien bilden im Freiland meist krumme, zwieselnde Stämme mit einer unregelmäßigen Krone. Die wechselständig angeordneten Blätter

sind unpaarig gefiedert. Charakteristisch sind die zu braunen Dornen umgewandelten Nebenblätter, die über den Winter nicht abgeworfen werden und sich über die Jahre vergrößern können. Die Blüte ist auffallend weiß; mehrere Einzelblüten sind zu Trauben zusammengefasst. Nach der Befruchtung bilden sich flache Hülsen (Schütt 1994).

Die Robinie ist eine ringporige – die Gefäße der Frühholzzone sind ringförmig angeordnet und deutlich von den wesentlich kleinumigeren Spätholzgefäßen zu unterscheiden (Krahl-Urban 1959) – Laubholzart und bildet einen großen Kern aus, der von einem schmalen Splintmantel umgeben wird. Die Färbung des Kerns ist unterschiedlich von grünbraun oder grüngrau bis gelbbraun. Der Splint ist hellgelb und oft nur 1 cm breit. Die meist nicht gleichmäßig verlaufenden Jahrringe sind auf die ungleiche Tätigkeit des Kambiums zurückzuführen. Das zu den harten Hölzern zählende Robinienholz hat bei 12 % Holzfeuchte eine mittlere Rohdichte von $0,76 \text{ g/cm}^3$ (Göhre 1952). Durch Kompartimentierung und Sekundärstoffbindung wie Polyphenolbildung ist Robinienholz sehr dauerhaft (Rehnert & Böcker 2008). Untersuchungen von Freudenberg und Hartmann (1954) haben ergeben, dass die vor allem im Kernholz eingelagerten Stoffe Robinetin und Dihydro-robinetin das Wachstum holzerstörender Pilze hemmen.

Da die Robinie zu den Leguminosen gehört, besitzt sie sogenannte Wurzelknöllchen, in denen Knöllchenbakterien (=Rhizobien) Luftstickstoff binden und für den Wirtsbaum als Ammonium verfügbar machen (Balder 1998). Diese Bindungsvariante wird symbiotische N_2 -Bindung genannt (siehe Kap. 1.3). Die Rhizobien benötigen gut durchlüftete Böden, die schwach sauer oder alkalisch sind und eine gute Fe-, Mo- und Co-Versorgung (Scheffer et al. 2010). Moshki (2011) erwähnt eine Studie, die ergeben hat, dass die Robinie 80 % ihres Stickstoffes aus der N-Fixierung in den Wurzelknöllchen bezieht. Bereits nach wenigen Stunden wird 90 % des gebundenen Stickstoffs an den Baum weitergegeben. Im Gegenzug liefert die Robinie den Bakterien Kohlenhydrate und organische Säuren (Balder 1998). Je nach den klimatischen Gegebenheiten wie Einstrahlung, Temperatur und Niederschlag und den N-Umsetzungen im Boden variieren die mikrobiell gebundenen N-Mengen stark (Scheffer et al. 2010). Aus Untersuchungen von Berthold (2005) geht hervor, dass durch die N-Bindung der Robinie auch deren Umgebung erheblich mit Stickstoff angereichert wird. In Reinbeständen bewirkt dies hohe Nitrifikationsraten und folglich eine Auswaschung von Nitrat. Folgen sind ein Abfall des pH-Wertes im Oberboden, Nährstoffverarmung und Nitrat-Kontamination des Grundwassers.

Neben der N-Fixierung ist die sehr gute Fähigkeit zum Stockausschlag erwähnenswert. Deswegen bildet die asexuelle Vermehrung die primäre Fortpflanzungsvariante (Cierjacks et al. 2013). Die außerordentlich gute Fähigkeit sich über Stockausschlag zu vermehren wird durch ihr ausgedehntes Wurzelsystem mit starken Seitenwurzeln begünstigt (Göhre 1952).

Daher ist es sehr schwer, einen verwilderten Robinienbestand oder einen Einzelbaum nachhaltig zu entfernen (Cierjacks et al. 2013).

2.2.2 *Fraxinus excelsior*

Die Esche gehört zur Familie der *Oleaceae* mit etwa 27 Gattungen. Zur Gattung *Fraxinus* gehören wiederum 65 Arten, die vor allem in den temperierten Zonen der Nordhalbkugel verbreitet sind. Es gibt aber auch Arten in den Tropen (Aas 2002a).

Allgemein gehört die Esche zur subatlantisch-submediterranen Flora und ist hauptsächlich in der kollinen und montanen Stufe zu finden. Bevorzugt werden tiefgründige, lockere, frische bis sickerfeuchte, nährstoffreiche und humose Lehm- und Tonböden in humider Klimlage (Aas 2002a). Kollmann (1941) schreibt dazu, dass die Esche ihre bevorzugten Standorte in Auwäldern, entlang von Wasserläufen und in lichten Schluchtenwäldern des Berglandes findet. Den Wasserhaushalt betreffend reicht die Verbreitung von mäßig trockenen Standorten bis zu feuchten Grundwasserböden. Am besten gedeiht sie, wenn der untere Wurzelraum Grundwasser erreicht (Gulder 2002). Bevorzugt werden Lagen, die spätfrostfrei sind, nicht allzu warm, recht luftfeucht und mit viel Licht (Roloff & Pietzarka 1997).

In Wien ist die Esche – neben der Verwendung als Straßen- und Parkbaum (siehe Kap. 1.6) – flächendeckend verbreitet (Abb. 14) und besonders im Wiener Wald, auf Ruderalplätzen, Bahngeländen, Friedhöfen, an Wegrändern in Vorgehölzen und Böschungen zu finden. Besonders in Vorgehölzen und auf verbuschenden Wiesen neigt die Esche dazu dichte Bestände zu bilden (Adler & Mrkvicka 2003).

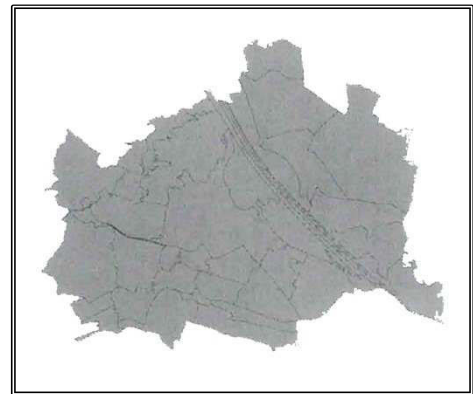


Abb. 14: Verbreitung von *Fraxinus excelsior* in Wien.

Quelle: Adler & Mrkvicka 2003.

An guten Standorten wird die Esche bis zu 40 m hoch mit einem Durchmesser von bis zu 2 m. In der Jugendphase ist sie sehr raschwüchsig, wobei das Maximum an Höhenzuwachs im Alter von 15 Jahren erreicht wird. Insgesamt kann die Esche bis zu 300 Jahre alt werden (Marmann 1998). Markant sind die pyramidenförmigen schwarzen Knospen; die Blätter sind dreizählig gefiedert und stehen kreuzweise gegenständig. Die Blüten der Esche sind zwittrig,

wobei auf einem Baum immer ein Geschlecht überwiegt. Nach der Befruchtung bilden sich schmal längliche Flügelnüsse. Neben der sexuellen Vermehrung kann sich auch die Esche gut über Stockausschlag vermehren (Roloff & Pietzarka 1997).

Auch die Esche zählt zu den ringporigen Laubhölzern und bildet deutlich voneinander abgesetzte Jahrringe. Erst im höheren Alter von 60-80 Jahren bildet die Esche einen Farbkern. Davor ist das Splint- und Kernholz meist gleichfärbig hell, weißlich bis gelblich oder manchmal leicht ins rötliche gehend. Der Farbkern ist hingegen hellbraun bis dunkel- oder schokoladenbraun gefärbt (Grosser 2002).

Wenn im fortgeschrittenen Alter ein Farbkern gebildet wurde, so wird meist eine mittig im Stamm verlaufende kreisförmige Säule, die aber nicht zwingend den Jahrringgrenzen folgt gebildet (Kollmann 1941). Mit einer mittleren Rohdichte von $0,69 \text{ g/cm}^3$, bezogen auf 12-15 % Holzfeuchte, liefert die Esche ein schweres und hartes Holz (Grosser 2002).

Allgemein gilt das Holz der Esche als „ziemlich dauerhaft“. Dies gilt für die Verwendung an der Luft, unter ungünstigen Bedingungen. Unter Wasser ist das Holz nicht sehr dauerhaft und zerfällt oft schon nach weniger als 20 Jahren (Kollmann 1941).

Das Wurzelwerk der Esche ist einzigartig unter den Laubbäumen. Bis zum 20. Standjahr lässt sich noch keine spezifische Ausprägung erkennen. Mit zunehmendem Alter bildet sich eine Herzwurzel mit nach unten abzweigenden Senkern. Somit entsteht im höheren Alter das einzigartige Senkerwurzelssystem (Gulder 2002). Die Esche kann eine varscular-arbusculare Mykorrhiza bilden; diese Form der Mykorrhizierung kann möglicherweise das N-Aufnahmevermögen von Bäumen steigern (Marmann 1998).

Allgemein galt die Esche, gegenüber Pilzbefall als weitgehend resistenter als andere Baumarten, wie beispielsweise die Buche (Helfer & Blaschke 2002). Doch seit über zwei Jahrzehnten wird an sehr vielen Eschen in fast ganz Europa das sogenannte Eschentriebsterben beobachtet. Verantwortlich für diese meist letale Erkrankung ist der Schlauchpilz *Hymenoscyphus fraxineus* (Falsches Weißes Stengelbecherchen) (Kirisits & Cech 2016). Weitere Pilze, die die Esche häufiger befallen sind: Der Erreger des Nectria-Laubholzkrebses (*Nectria galligena*), der honiggelbe Hallimasch (*Armillaria mellea*), der Schillerporling (*Inonotus hispidus*) und der Eschenbaumschwamm (*Perenniporia fraxinea*) (Helfer & Blaschke 2002).

2.2.3 *Quercus robur*

Die Eiche gehört zur Familie der *Fagaceae*; die Gattung *Quercus* umfasst etwa 400-450 Arten (Aas 2002b; Aas 1998). Die Abgrenzung einiger Arten innerhalb der Gattung ist problematisch, beispielsweise wird kontrovers diskutiert, ob die beiden Baumarten *Quercus robur* (Stieleiche) und *Quercus petraea* (Traubeneiche) wirklich verschiedene Arten bilden (Aas 2002b). Das natürliche Verbreitungsgebiet der Stieleiche umfasst annähernd ganz Europa, wobei sie besonders in gemäßigten kontinentalen Gebieten vorkommt (Fehlow 2008; Aas 2002b).

Da sie extremere Temperaturen und Feuchtigkeit erträgt, findet man die Stieleiche in ozeanisch geprägten, aber auch in kontinentalen, sommerwarmen Gebieten (Fehlow 2008; Aas 2002b). *Q. robur* stellt keine besonderen Ansprüche an den Boden, vorausgesetzt es herrscht ein von ihr bevorzugtes Klima. Gute Standorte für Stieleichen bilden Lehm- und Schlickböden, aber auch Überschwemmungsgebiete bei Flüssen (Krahl-Urban 1959). Auch in der Enzyklopädie der Holzgewächse wird darauf hingewiesen, dass die Stieleiche auf extremeren Standorten (nassen, nährstoff- und basenreichen Böden) besser gedeiht (Aas 2002b). Als Lichtbaumart benötigt sie, außer in der Jugendphase, viel Licht und vollständige Kronenfreiheit (Peters 1996).

Das ist auch der Grund, warum sich die Stieleiche bezüglich Nährstoff- und Wasserversorgung an mittleren Standorten nicht gegen die Rotbuche (*Fagus sylvatica*) behaupten kann (Aas 2002b).

Verglichen zur Robinie und Esche (siehe Kap. 1.6) kommt die Stieleiche in Wien eher selten vor. Neben ihrem Vorkommen im Wiener Wald (häufiger in den Bereichen der Hartholz-Au als im restlichen Wiener Wald) ist sie in Aufforstungen von Windschutzgehölzen und als Solitärbaum zu finden (Abb. 15) (Adler & Mrkvicka 2003).

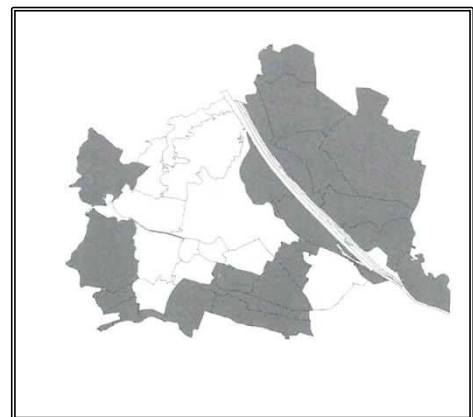


Abb. 15: Verbreitung von *Quercus robur* in Wien (graue Flächen).

Quelle: Adler & Mrkvicka 2003.

Die Stieleiche ist ein bis zu 40 m hoher Baum, der in Brusthöhe einen Stammdurchmesser von 2,6 m erreichen kann. Die Krone ist zunächst schmal kegelförmig und wird erst im Alter zu einer weit ausladenden und unregelmäßigen Krone (Aas 2002b). Mit mehr als 1000 Jahren erreichen Stieleichen das höchste Alter aller Laubbaumarten Europas (Krahl-Urban 1959). Typisch für die Stieleiche ist die Häufung der Knospen und Blätter an der Spitze der Triebe. Die Laubblätter sind fiedrig gelappt und in ihrer Größe sehr variabel. Die Blüten sind eingeschlechtig und einhäusig am Baum verteilt. Die reichblütigen Kätzchen entwickeln sich meist gebüschelt aus Blütenknospen heraus. Aus

befruchteten Blüten bilden sich Nussfrüchte (Eicheln), die auffallend lang (bis zu 10 cm) gestielt sind (Aas 2002b).

Wie schon die zuvor beschriebenen Baumarten gehört auch die Eiche zu den ringporigen Baumarten. Für das Eichenholz charakteristisch sind die gut erkennbaren, breiten und hohen Markstrahlen (Krahl-Urban 1959). Das Holz zeigt einen hellen und im Alter schmalen Splint oder einen rötlich bis gelblichen Kern. Weiters sind die markanten Jahrringgrenzen makroskopisch gut zu erkennen. Die Eiche bildet ein hartes und schweres Holz mit einer mittleren Rohdichte von 1 g/cm^3 (Aas 2002b).

Im Jugendstadium bilden Eichen Pfahlwurzeln. Bei lockeren Böden wird mit zunehmendem Alter die Pfahlwurzel stärker ausgeprägt. Bei dichteren Untergründen wird die Pfahlwurzel zurückgebildet und es bilden sich starke Seitenwurzeln. Allgemein bilden Eichen kräftige Wurzeln, die sehr tief in den Boden eindringen und verfestigte Böden aufschließen können (Krahl-Urban 1959). Somit bildet sich im Laufe der Jahre ein Herzwurzel- oder Herz-Senkerwurzelssystem. Da Stieleichen zumeist mit einer großen Anzahl von Mykorrhizapilzen verschiedener Gattungen eine Symbiose eingehen können, finden sich in Eichen-Beständen oft mehr als 20 verschiedene Mykorrhizapilzarten (Aas 2002b).

2.2.4 *Herstellung der Prüfkörper*

Die Herstellung der Prüfkörper erfolgte in Anlehnung an die ÖNORM EN 113 und ÖNORM EN 350-1. Die benötigten Rundhölzer von Esche, Eiche und Robinie wurden von der MA 49 zur Verfügung gestellt und die Bäume Anfang November 2012 gefällt. Die einzelnen Stämme waren auf 1 m, 2 m und 3 m abgelängt. Wie in ÖNORM EN 350-1 gefordert, wurden aus den Rundhölzern zuerst Latten geschnitten, aus denen anschließend die einzelnen Prüfkörper geschnitten wurden. Bei den Prüfkörpern war darauf zu achten, dass die Jahrringe nicht völlig tangential zu den breiten Längsflächen verlaufen. Außerdem durfte das Holz der Prüfkörper keine Risse, Verfärbung, Fäulnis, Schäden durch Insekten oder andere Fehler haben. Die Prüfkörper mussten folgende Abmessungen haben: (L x B x H) $50 \pm 0,5 \text{ mm} \times 25 \pm 0,5 \text{ mm} \times 15 \pm 0,5 \text{ mm}$. Zur Prüfung der Virulenz des verwendeten Prüfpilzes wurden aus gehobelten Buchenlatten Prüfkörper mit denselben Abmessungen geschnitten.

Die Prüfkörper von Esche, Eiche und Robinie sollten möglichst nah der Rinde aus den Rundhölzern geschnitten werden, damit die Prüfkörper nur aus Splintholz bestehen. Da bei den von der MA 49 zu Verfügung gestellten Stämmen, die Splintholzzone meist sehr eng war, ist es nicht gelungen alle Prüfkörper aus der Splintholzzone zu sägen. Aus diesem Grund bestanden sowohl bei der Eiche, als auch bei der Robinie einige Prüfkörper aus Splint- und Kernholz (Abb. 16), einige nur aus Splintholz und einige nur aus Kernholz (Abb. 39). Bei der Eiche bestanden die meisten Prüfkörper aus einem variablen Anteil Splint- und Kernholzholz. Bei der Robinie waren fast alle Prüfkörper aus dem Bereich des Kernholzes, nur bei einem geringen Anteil der Prüfkörper war auch ein variabler Anteil Splintholz vorhanden (Abb. 16). Da sich bei der Eiche der Großteil der Prüfkörper aus Splint- und Kernholz zusammensetzte, wurden bei der Auswertung der



Abb. 16: Prüfkörper (*Robinia*) mit variablem Splintholzanteil (links im Bild).

V Versuchsergebnisse (siehe Kap. 3.2) aus jeder Behandlungsvariante nur jene Prüfkörper ausgewählt, die einen möglichst ähnlichen Anteil von Splint- und Kernholz aufwiesen. Dies wurde optisch beurteilt. Bei der Robinie gab es nur einen kleinen Teil der Prüfkörper (10 Prüfkörper) mit einem variablen Splintholzanteil. Um diese Prüfkörper mit den restlichen Prüfkörpern der Robinie vergleichen zu können, wurde der Splintholzanteil herausgerechnet (siehe Kap. 2.2.4.1).

2.2.4.1 Berechnung des Masseverlusts ohne Splintholzanteil

Um den Masseverlust ohne Splintholzanteil berechnen zu können, wurde von den 10 betroffenen Prüfkörpern der Robinie der Splintholzanteil mechanisch entfernt.

Um das Volumen der Prüfkörper ohne Splintholzanteil zu bestimmen, wurde in ein Gefäß eine fixe Menge Wasser (20°C) eingefüllt und auf eine Laborwaage gestellt. In dieses Gefäß wurde anschließend der Prüfkörper mit einer dünnen Nadel eingetaucht und über die Volums-Änderung durch das verdrängte Wasser das Volumen der Probenkörper ohne Splintholz über die Gewichtsänderung bestimmt (Abb. 17). Auf diese Weise konnte anhand des Volumens des Kernholzes nach dem Abbauersuch über den Kernholzanteil der Probe das Volumen von Splint- und Kernholz vor dem Abbauersuch ermittelt werden. Die zur Berechnung benötigten Massewerte des Splint- und Kernholzes wurden durch Wägen ermittelt.

Die Berechnung des Masseverlustes der einzelnen Prüfkörper in Prozent erfolgte anhand folgender Formel:

$$\frac{(Masse\ a - Masse\ b)}{Masse\ a} \times 100 = Masseverlust\ (\%)$$

Masse a = Masse des Kernholzes vor dem Abbauversuch.

Masse b = Masse des Kernholzes nach dem Abbauversuch.

Abschließend wurde überprüft, ob die erhaltenen Werte den Werten der anderen Prüfkörper (die nur aus Kernholz bestanden) entsprechen.

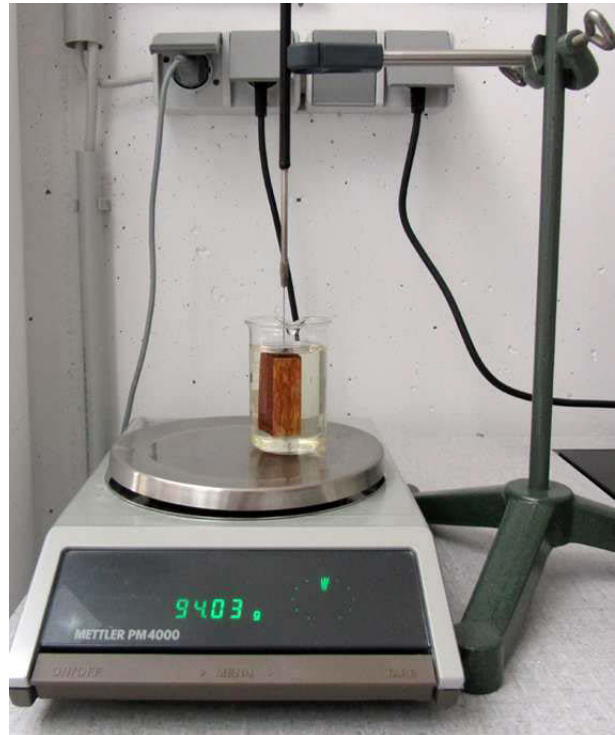


Abb. 17: Bestimmung des Volumens eines Prüfkörpers.

2.3 Verwendete Labor-Geräte

Für die im Folgenden beschriebenen Versuche wurden folgende Labor-Geräte verwendet:

- Phytotron: Marke Heraeus; Firma: Heraeus Industrietechnik GmbH; Type: HB 0714.
- Sicherheitswerkbank (Impfbank): Marke: Prettl; Firma: Laminarflow + Prozesstechnik GmbH; Type: LF VT 06.15.
- Sicherheitswerkbank: Marke: Thermo Scientific; Firma: Thermo Electron LED GmbH; Type: Herasafe KS 18.

- Autoklav: Marke: Varioclav; Firma: HP Medizintechnik GmbH; Type: Varioclav Classic 500.
- Klimaschrank: Marke: Liebherr; Firma: Liebherr-International Deutschland GmbH; Type: LC 5000 mit Zusatzausstattung: Temperatur- und Beleuchtungsregelung der Firma Ing. Helmut Linder KG.
- Trockenschrank: Marke: Binder; Firma: Binder GmbH; Type: E 240.
- Laborwaagen: Marke: Mettler Toledo; Firma: Mettler-Toledo (Schweiz) GmbH; Typen: PM4000 und AM100.
- pH-Meter: Marke: WTW; Firma: Wissenschaftlich-Technische Werkstätten GmbH & Co.KG; Type: pH 330i.

2.4 Nährmedium

Für den Wachstums- und Abbauversuch wurde ein 2%iges Malz-Agar-Medium – 20 g Malzextrakt, 16 g Agar-Agar und 1000 ml Aqua deion. – verwendet.

In der Regel wird dieser Mischung ein Antibiotikum in Form von Streptomycinsulfat zugegeben. Beim Anlegen von neuen Reinkulturen (siehe Kap. 2.1.1.5) wurde zufällig beobachtet, dass der Pilz auf 2%igen Malzextrakt-Agar ohne Streptomycinsulfat ein schöneres und dichteres Myzel bildet als auf einem Medium, dem dieses Antibiotikum beigelegt wurde. Daher wurde das Nährmedium für beide Versuche (s. o.) ohne Streptomycinsulfat hergestellt.

Um das Nährmedium mit Stickstoff anzureichern, wurde der oben genannten Mischung die jeweilige N-Quelle als Pulver hinzugegeben. Die fertige Mischung wurde kurz mit einem Magnetrührer durchmischt und danach 20 Minuten bei 121°C im Autoklaven sterilisiert.

Nach dem Abkühlen des Nährmediums (Temperatur • 80°C) wurde es mit einem beheizbaren Magnetrührer neuerlich durchmischt und warm gehalten (etwa 45-50°C).

Für den Wachstumsversuch wurde das Nährmedium anschließend unter sterilen Bedingungen (Impfbank) in Petrischalen ausgegossen.

Beim Abbaubersuch wurde das Nährmedium in Duran-Flaschen gefüllt (siehe Kap. 2.6). Dies geschah nicht unter sterilen Bedingungen, daher wurden die befüllten Duran-Flaschen anschließend neuerlich im Autoklaven sterilisiert.

Bei allen Varianten des Nährmediums (Tab. 4) wurde der pH-Wert mit einem pH-Meter (siehe Kap. 2.3) gemessen. Beim Nährmedium, das für den Wachstumsversuch hergestellt wurde, wurde der pH-Wert vor und nach dem Autoklavieren gemessen (Tab. 2). Beim Abbaubersuch wurde der pH-Wert des Nährmediums nur vor dem Autoklavieren bestimmt (Tab. 3).

Tab. 2: Überblick über die gemessenen pH-Werte des für den Wachstumsversuch verwendeten Nährmediums je nach N-Quelle und N-Konzentration.

Varianten							
pH-Wert	Kontrolle (ohne N-Zugabe)	Asparagin		Ammoniumsulfat		Ammoniumtartrat	
	-	N-Konzentration (N/l)					
		0,1 g	0,351 g	0,1 g	0,351 g	0,1 g	0,351 g
Vor dem Autoklavieren	6,33	6,32	6,31	6,34	6,32	6,31	6,34
Nach dem Autoklavieren	5,71	5,90	5,90	5,81	5,78	5,84	5,78

Tab. 3: Überblick über die gemessenen pH-Werte, der für den Abbaubersuch hergestellten MEA-Varianten (n=11).

Varianten		
Kontrolle (ohne N-Zugabe)	Asparagin (0,1 g N/l)	Asparagin (0,351 g N/l)
pH-Wert vor dem Autoklavieren		
6,23	6,21	6,20

2.5 Ablauf des Wachstumsversuchs

Um herauszufinden, ob die N-Quelle einen Einfluss auf den Radialzuwachs von *P. fraxinea* hat, wurde ein Wachstumsversuch durchgeführt. Dafür wurden drei verschiedene N-Quellen mit je zwei verschiedenen Konzentrationen verwendet. In Anlehnung an Versuche von Käärik (1960) wurden folgende drei N-Quellen ausgewählt: Asparagin, Ammoniumtatrat und Ammoniumsulfat (siehe Kap. 1.5). Tabelle 4 listet die verwendeten N-Quellen und Konzentrationen auf.

Tab. 4: Überblick über die verwendeten Stickstoffquellen und Konzentrationen.

Varianten						
Kontrolle (ohne N)	Asparagin		Ammoniumsulfat		Ammoniumtatrat	
	N-Konzentration (N/l)					
-	0,1 g	0,351 g	0,1 g	0,351 g	0,1 g	0,351 g
	Anzahl					
22	je 22		je 22		je 22	

Der Wachstumsversuch wurde mit dem Isolat aus Göttingen (20110919/GöKe) durchgeführt (siehe Kap. 2.1.1.5). Für den Wachstumsversuch aber auch für den nachfolgenden Abbauprobversuch wurden zunächst aktiv wachsende Reinkulturen, sogenannte „Starterkulturen“, des Eschenbaumschwammes hergestellt, die als Ausgangskulturen für den eigentlichen Wachstumsversuch dienten. Die für den Wachstumsversuch nötigen 154 Petrischalen (Ø 90 mm) wurden wie folgt vorbereitet: Auf der Unterseite jeder Schale wurden zwei zueinander normal stehende Linien gezeichnet, die sich in der Mitte der Schale kreuzen (Abb. 18 rechts). Für jede dieser Petrischalen wurden aus einem Teil der Starterkulturen mit einem Korkbohrer (Ø 4 mm) myzelbewachsene Agarscheiben ausgestochen und in die Mitte der neuen Agarplatten inokuliert.



Abb. 18: Durchführung der Wachstumsmessungen: linke Abb.: Myzel-Wachstum von *P. fraxinea* innerhalb von 9 Tagen, rechte Abb.: Vor Beginn des Versuches wurden zwei orthogonale Linien (A, B) gezogen; Kreis C markiert die Wachstumsfront vor dem eigentlichen Wachstumsversuch; Kreis D markiert die Wachstumsfront nach Ablauf des Wachstumsversuches.

Während der Anwuchsphase – bei Zimmertemperatur – wächst das Myzel des Inokulums zum Nährmedium hinunter und besiedelt dieses. Es dauerte in etwa vier Tage bis das Myzel das Nährmedium besiedelt hatte. Bevor der eigentliche Wachstumsversuch gestartet wurde, wurde die Wachstumsfront auf der Unterseite jeder Schale gekennzeichnet (Abb. 18 rechts). Anschließend wurden die Schalen bei Dunkelheit und einer Temperatur von 25°C (vgl. 2.1.1.3 Kultureigenschaften) in Klimaschränken inkubiert. Nach vier bis fünf Tagen waren die Petrischalen zu • mit Myzel bewachsen und es wurde die Wachstumsfront neuerlich markiert (Abb. 18 rechts). Somit dauerte die Inkubationsdauer vom 25.02.2013 bis 01.03. bzw. 02.03.2013. Je Petrischale ergaben sich vier Radial-Messungen, indem die Differenz (Δr) zwischen den beiden Wachstumsfronten entlang der radialen Linien gebildet wurden. Mit diesen Messwerten wurde die radiale Wachstumsrate in mm/Tag für jedes Isolat berechnet. Die Berechnung erfolgte anhand folgender Formel:

$$i_{\text{radial}} = \frac{\frac{\sum_{i=1}^4 \Delta r_i}{4}}{t}$$

Nach Auswertung der Ergebnisse (siehe Kap. 3.1) wurde die N-Quelle Asparagin für den nachfolgenden Abbauersuch ausgewählt.

2.6 Ablauf des Abbauversuchs

Um herauszufinden, ob Stickstoff und/oder die Holzart einen Einfluss auf die Abbauleistung von *P. fraxinea* hat, wurden sogenannte „Abbauversuche“ in Anlehnung an die ÖNORM EN 113 durchgeführt. Prüfkörper der Baumarten *Robinia pseudoacacia*, *Fraxinus excelsior* und *Quercus robur* wurden dem Angriff von *P. fraxinea* in Reinkultur ausgesetzt, um die Abbaurate des Pilzes festzustellen. Um den Einfluss von Stickstoff auf die Abbaurate des Eschenbaumschwammes zu testen, wurde dem Nährmedium (siehe Kap. 2.4) Stickstoff in Form von Asparagin in den Konzentrationen 0,1 g N/l und 0,351 g N/l beigelegt. Bei den Kontrollprüfkörpern wurde dem Nährmedium kein zusätzlicher Stickstoff beigelegt.

Zur Kontrolle der Virulenz des verwendeten Prüfpilzes wurden ergänzend 15 Prüfkörper von *Fagus sylvatica* dem Angriff des Prüfpilzes ausgesetzt.

Tabelle 5 zeigt für die verwendeten Baum-/Holzarten *Fraxinus*, *Quercus* und *Robinia* die Aufteilung der jeweiligen Prüfkörper auf die N-Konzentrationen und Stammsektoren.

Tab. 5: Überblick über die Aufteilung der Prüfkörper auf die entsprechende Holzart.

	Aufteilung der Prüfkörper								
N-Konzentration [g/l]	0			0,1			0,351		
Stammsektion [m]	0-1	1-2	2-3	0-1	1-2	2-3	0-1	1-2	2-3
Prüfkörper pro Stammhöhe	je 7-8			je 7-8			je 7-8		
Prüfkörper pro N-Konzentration	je 22			je 22			je 22		
Prüfkörper pro Holzart	je 66								
Gesamtanzahl aller Prüfkörper	198								

Die Prüfkörper wurden zunächst bei $103^{\circ}\pm 2^{\circ}\text{C}$ mindestens 18 Stunden bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Nachdem diese im Exsikkator auf 20°C abgekühlt waren, wurde durch Wägen (auf 0,001 g genau) die Anfangstrockenmasse („ m_0 “) jedes einzelnen Prüfkörpers vor dem Abbauversuch ermittelt.

Danach wurden die Prüfkörper im Universitäts- und Forschungszentrum Tulln in einer Klimakammer bei $20^{\circ}\pm 2^{\circ}\text{C}$ und $65 \pm 5 \%$ relative Luftfeuchte für zwei Wochen konditioniert. Nach Erreichen der Gewichtskonstanz wurden die Prüfkörper luftdicht in Polyethylen-Folie eingeschweißt (Abb. 19).

Die eingeschweißten Prüfkörper wurden durch die Firma Mediscan im Forschungszentrum Seibersdorf mit Gammastrahlen (ca. 25 kGy) sterilisiert. Die Plastikunterlagen, die als

Unterlagen für die Prüfkörper verwendet wurden (s. u.), wurden ebenfalls in Polyethylen-Folie eingeschweißt und sterilisiert (Abb. 19).



Abb. 19: Für die Sterilisierung in Polyethylen-Folie eingeschweißte Prüfkörper (links) und Plastikunterlagen (rechts).

Für den Abbauersuch wurde dem Nährmedium (siehe Kap. 2.4) Asparagin in zwei verschiedenen Konzentrationen zugefügt: Für die niedrige N-Konzentration (0,1 g N) wurde einem Liter der 2%igen MEA-Lösung 0,47 g Asparagin hinzugegeben, für die hohe N-Konzentration (0,351 g N) wurde einem Liter der MEA-Lösung hingegen 1,66 g Asparagin hinzugegeben. Die Kontrolle bestand aus 2%igem MEA-Medium ohne Zugabe von Stickstoff. Die Berechnung der N-Gehalte von Asparagin ist im Anhang Teil A im Detail dargestellt.

Als Versuchsgefäße wurden 500 ml Duran-Flaschen der Firma Schott verwendet. Die Flaschen wurden jeweils mit 80 ml des MEA-Mediums befüllt und nach dem Autoklavieren flach hingelegt, damit das Nährmedium in der benötigten Position erstarrt.

Wie beim Wachstumsversuch wurden auch beim Abbauersuch aus eigens hergestellten aktiven Reinkulturen („Starterkulturen“) myzelbewachsene Agarscheiben mit einem Korkbohrer ausgestochen und in die Mitte des Nährmediums jeder Duranflasche inokuliert. Nach einer kurzen Anwuchsphase von etwa 4 Tagen wurden die Duranflaschen um 180° um die Längsachse gedreht (Abb. 20 rechts), damit sich etwaig gebildetes Kondenswasser nicht auf der Nährbodenoberfläche sammeln und dadurch das Myzelwachstum des Pilzes beeinträchtigen konnte. Um gebildetes Kondenswasser besser abzuführen, wurden die Schraubverschlüsse der Duranflaschen etwa eine halbe Umdrehung geöffnet und der Umluft-Luftstrom der Impfbank

eingeschaltet. Wie in Abbildung 20 ersichtlich, wurden die Flaschen bis zum Einbau der Prüfkörper weiter „kopfüber“ in der Impfbank gelagert.



Abb. 20: Mit Malzextrakt-Agar befüllte und mit *P. fraxinea* beimpfte Duranflaschen. Um nach der Abkühlphase des Nährbodens eine Belüftung der Duranflaschen zu gewährleisten, wurden diese um 180° gedreht und bis zum Einbau der Prüfkörper in der Impfbank im Umluft-Luftstrom gelagert.

Sobald das Nährmedium vollkommen mit Myzel überwachsen war (in etwa ein Monat nachdem die Duranflaschen mit dem Eschenbaumschwamm beimpft worden waren), konnte mit dem Einbau der Prüfkörper begonnen werden. Dazu wurde in der Impfbank unter sterilen Bedingungen mit einer abgeflamten, langhalsigen Pinzette zuerst die Plastikunterlage mittig auf die Myzel-Schicht aufgebracht und anschließend ein Prüfkörper pro Flasche auf die Unterlage gelegt (Abb. 21). Um eine kapillare Feucht-Aufnahme aus dem Medium zu verhindern, dürfen die Prüfkörper im Versuchsgefäß nicht direkt auf dem Myzel der Reinkultur liegen. Daher wurden Unterlagen aus einem inerten Material verwendet, die einen Abstand zwischen Nährmedium und Prüfkörper von ca. 3 mm gewährleisten. Für den vorliegenden Versuch wurden Unterlagen aus Plastik verwendet, die aus Spülbeckeneinlagen hergestellt wurden. Um während des Abbauversuches einen ausreichenden Gasaustausch zu gewährleisten, wurden die Schraubverschlüsse der Duranflaschen nach dem Einbau der Prüfkörper etwa ein halbe Umdrehung geöffnet. Ergänzend wurden alle Duranflaschen mit den Nummern der Prüfkörper beschriftet.

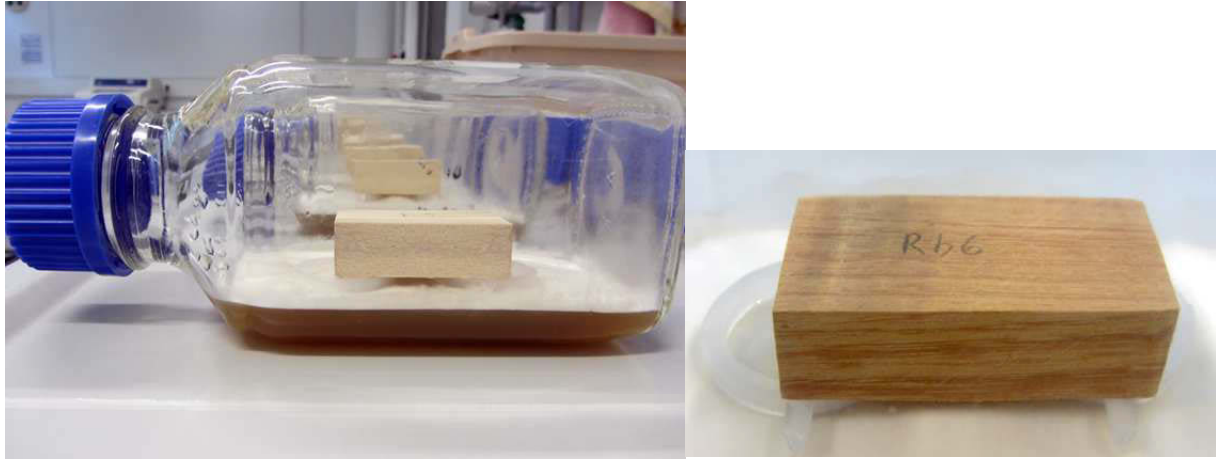


Abb. 21: Eingebauter Prüfkörper (*F. excelsior* links, *R. pseudoacacia* rechts) auf Plastikunterlagen (weiß) als Abstandhalter.

Für den eigentlichen Abbauersuch wurden die Duranflaschen mit den Prüfkörpern für 18 Wochen bei $22^{\circ} \pm 2^{\circ}\text{C}$ und $70 \pm 5\%$ relative Luftfeuchte in Dunkelheit in einem Phytotron gelagert (Abb. 22).



Abb. 22: Lagerung der Duranflaschen in einem Phytotron.

Quelle: Oliver Maschek 2013.



Abb. 23: Abb. oben: Zu 100 % mit Myzel bewachsene Duranflasche nach dem Abbauersuch. Abb. unten: Myzelwachstum nach 18-wöchigem Holz-abbau.

Nach 18 Wochen wurden die Prüfkörper den Flaschen entnommen und zunächst optisch das Ausmaß der Myzel-Bildung an den Innenwänden der Duranflaschen (Abb. 23 oben) (in Prozent der Gesamtfläche) sowie der Myzelbewuchs der Prüfkörper (Abb. 23 unten und Abb. 24) (ebenfalls in Prozent) bestimmt. Zudem wurden etwaige Kontaminationen durch Fremdpilze sowie das Auftreten von initialen Fruchtkörperstadien (siehe Kap. 2.1.1.3 und Abb. 40 links) festgehalten. Danach wurde jeder Prüfkörper vom Myzel befreit und das Feuchtgewicht auf 0,001 g genau bestimmt („ m_2 “). Zur Bestimmung des Trockengewichts wurden die Prüfkörper wiederum im Trockenschrank bei $103^\circ \pm 2^\circ\text{C}$ bis zur Gewichtskonstanz getrocknet. Nachdem die Prüfkörper im Exsikkator auf 20°C abgekühlt waren, wurde zur Bestimmung der Endtrockenmasse („ m_3 “) jeder Prüfkörper wiederum auf 0,001 g genau gewogen.

Die Differenz von $m_2 - m_3$ ergibt die Holzfeuchte jedes Prüfkörpers und wurde als Prozentanteil der Endtrockenmasse angegeben:

$$\frac{(m_2 - m_3)}{m_3} \times 100 = \text{Holzfeuchte (\%)}$$

Der Masseverlust jedes behandelten Prüfkörpers errechnet sich aus der Differenz von $m_0 - m_3$ und wurde als Prozentanteil der Anfangstrockenmasse („ m_0 “) ausgedrückt:

$$\frac{(m_0 - m_3)}{m_0} \times 100 = \text{Masseverlust (\%)}$$



Abb. 24: Holzabbau durch *P. fraxinea*. Abb. oben: Prüfkörper: *R. pseudoacacia*, N-Konzentration im Nährboden: 0,351 g N/l, Myzelbewuchs: 5 %, die Hyphen bilden ein feines Geflecht. Abb. Mitte: Prüfkörper: *R. pseudoacacia*, N-Konzentration im Nährboden: 0,351 g N/l, Myzelbewuchs: 45 %, teilweise dicht anliegend, leicht filzig. Abb. unten: Prüfkörper: *Q. robur*, kein zusätzlicher Stickstoff im Nährboden, Myzelbewuchs: 100 %, dicht anliegend, filzig, oder wollig.

2.7 Stickstoffgehalte der Prüfkörper und des Nährmediums

Im Zuge der Arbeit wurde auch der tatsächliche Gesamtstickstoffgehalt der für den Abbauersuch verwendeten Hölzer ermittelt. Es wurden sowohl unbehandelte Prüfkörper, die nicht für den Abbauersuch verwendet wurden, als auch Prüfkörper, die dem Abbau durch *P. fraxinea* ausgesetzt waren, analysiert. Insgesamt wurden 85 Prüfkörper für die Analyse ausgewählt, 24 vor und 61 nach dem Abbauersuch. Bei der Robinie wurden bei zehn Prüfkörpern auch Proben aus dem Splintholzbereich gewonnen.

Dazu wurden die ausgewählten Prüfkörper in zwei Hälften gesägt und das dabei anfallende Sägemehl (Minimum 2 mg) in Eppendorf-Reaktionsgefäße gefüllt.

Auch das für den Abbauersuch verwendete Nährmedium (siehe Kap. 2.4) wurde auf den Gesamtstickstoffgehalt untersucht. Dazu wurde dem MEA-Nährmedium entsprechend den für den Abbauersuch verwendeten N-Konzentrationen Stickstoff hinzugefügt. Für die Untersuchung der Gesamtstickstoffgehalte wurde das Nährmedium in Petrischalen (zwei pro N-Konzentration) mit einem Durchmesser von 90 mm gegossen.

Die Bestimmung des Gesamtstickstoffgehaltes erfolgte bei den Prüfkörpern und beim Nährmedium nach ÖNORM L 1082-89 mittels Elementaranalyse (Carlo Erba NA-1500).

2.8 Statistische Auswertungen der Daten

Alle statistischen Auswertungen erfolgten mit dem Programm SPSS 20 der Firma IBM SPSS Statistics. Für die Aufnahme und Vorbereitung der Daten wurde das Tabellenkalkulationsprogramm Microsoft Excel (Versionen 2007 und 2010) für Microsoft Windows verwendet.

Das Signifikanzniveau ist, wenn nicht anders angegeben bei allen Auswertungen $p = 0,05$. Für die Überprüfung auf Normalverteilung der Daten wurde der Kolmogorov-Smirnov-Anpassungstest und für die Überprüfung der Gleichheit der Varianzen der Levene-Test angewendet. Trotz der Tatsache, dass teilweise eine Normalverteilung der Daten und Varianzhomogenität nicht gegeben war, wurden trotzdem parametrische Tests für die Auswertung der Daten verwendet.

Um den Einfluss von N-Quelle, N-Konzentration, Holzart und Stammhöhe auf den Masseverlust oder die Holzfeuchte zu ermitteln, wurden Univariate Varianzanalysen nach dem

„Allgemeinen linearen Modell“ gerechnet. Für Mehrfachvergleiche kamen, je nachdem ob Varianzhomogenität gegeben war, der Tukey-Test oder der Games-Howell-Test zur Anwendung.

Um den Zusammenhang zwischen dem Splintholzanteil an Prüfkörpern der Robinie und dem Masseverlust zu analysieren, wurde eine einfache lineare Regression gerechnet (siehe Kap. 3.2.1.1). Mit der Formel der Regressionsgeraden wurde der Masseverlust bei 100 % Splintholzanteil geschätzt. Die Formel der Regressionsgeraden lautet:

$$y = a + b \times x$$

a steht für den Schnittpunkt mit der y-Achse (Regressionskonstante), b für die Steigung der Geraden (nicht standardisierter Regressionskoeffizient) und x für den Splintholzanteil (x-Achse).

Nähere Details zu den statistischen Auswertungen werden im Kapitel Ergebnisse beschrieben. Alle Angaben sind, wenn nicht anders angegeben, auf drei Kommastellen gerundet.

3 Ergebnisse

3.1 Ergebnisse des Wachstumsversuchs

Mit dem Kolmogorov-Smirnov-Anpassungstest wurde getrennt nach N-Quellen und N-Konzentrationen zunächst geprüft, ob die Werte der Wachstumsraten von *Perenniporia fraxinea in vitro* einer Normalverteilung folgen. Die Ergebnisse zeigen in Hinblick auf die verwendeten N-Quellen, dass die Wachstumsraten von *P. fraxinea* auf mit Ammoniumsulfat angereicherten Nährböden normalverteilt sind ($p = 0,766$), wogegen die erzielten Wachstumsraten auf Nährböden mit Ammoniumtetrat ($p = 0,041$) knapp und auf jenen mit Asparagin ($p = 0,005$) eindeutig nicht normalverteilt sind. Die Werte der Wachstumsraten in Abhängigkeit von der N-Konzentration sind bei den N-Konzentrationen 0,1 g N/l und 0,351 g N/l nicht normalverteilt, bei der Kontrolle ohne Stickstoff sind die Werte der Wachstumsraten normalverteilt ($p = 0,347$).

Varianzhomogenität ist bei den Wachstumsraten in Abhängigkeit von allen N-Quellen und bei der N-Konzentration 0,1 g N/l gegeben; bei einer N-Konzentration von 0,351 g N/l liegt hingegen keine Homogenität der Varianzen vor. Auch wenn somit nicht in allen Fällen sämtliche Voraussetzungen für eine Varianzanalyse erfüllt wurden, kann nach Konsultation von Statistikern in diesem Fall eine Varianzanalyse durchgeführt werden.

Das Ergebnis der univariaten Varianzanalyse ist in Tabelle 6 dargestellt und zeigt einen höchst signifikanten Einfluss der N-Quelle und der N-Konzentration auf den Radialzuwachs von *P. fraxinea in vitro*.

Ergebnisse

Tab. 6: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse zur Überprüfung des Einflusses von N-Quelle und N-Konzentration auf den Radialzuwachs von *P. fraxinea in vitro*.

Tests der Zwischensubjekteffekte						
Abhängige Variable: Radialzuwachs/Tag						
Quelle	Quadratsumme vom Typ III	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz	Partielles Eta-Quadrat
N-Quelle	15,966	2	7,983	109,153	0,000	0,598
N-Konzentration	6,640	1	6,640	90,789	0,000	0,382
N-Quelle * N-Konz.	45,000	2	22,500	307,641	0,000	0,807
Fehler	10,751	147	0,073			

Um die eingesetzten N-Quellen und N-Konzentrationen untereinander zu vergleichen, wurden Post-Hoc-Tests durchgeführt. Für die Mehrfachvergleiche der Radialzuwächse *in vitro* in Abhängigkeit von den verschiedenen N-Quellen wurde der Tukey-Test verwendet, da alle Werte Varianzhomogenität aufwiesen. Für den Vergleich des Radialzuwachses *in vitro* in Abhängigkeit von den unterschiedlichen N-Konzentrationen wurde hingegen der Games-Howell-Test herangezogen, da hier keine Varianz-homogenität vorlag.

Tab. 7: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Wachstumsraten von *P. fraxinea in vitro* in Abhängigkeit der N-Quelle gemittelt über die Stickstoffkonzentrationen im Vergleich zur Kontrolle.

Mehrfachvergleiche						
Abhängige Variable: Radialzuwachs/Tag						
Test: Tukey						
(I) N-Quelle	(J) N-Quelle	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
					Untergrenze	Obergrenze
Ammoniumsulfat	Asparagin	-0,6345	0,1375	0,000	-0,9918	-0,2773
	Ammoniumtatrat	0,1750	0,1375	0,582	-0,1822	0,5322
	Kontrolle (ohne N)	-0,4582	0,1684	0,036	-0,8958	-0,0207
Asparagin	Ammoniumsulfat	0,6345	0,1375	0,000	0,2773	0,9918
	Ammoniumtatrat	0,8095	0,1375	0,000	0,4523	1,1668
	Kontrolle (ohne N)	0,1763	0,1684	0,722	-0,2612	0,6138
Ammoniumtatrat	Ammoniumsulfat	-0,1750	0,1375	0,582	-0,5322	0,1822
	Asparagin	-0,8095	0,1375	0,000	-1,1668	-0,4523
	Kontrolle (ohne N)	-0,6332	0,1684	0,001	-1,0708	-0,1957
Kontrolle (ohne N)	Ammoniumsulfat	0,4582	0,1684	0,036	0,0207	0,8958
	Asparagin	-0,1763	0,1684	0,722	-0,6138	0,2612
	Ammoniumtatrat	0,6332	0,1684	0,001	0,1957	1,0708

In Tabelle 7 sind die Unterschiede im Radialzuwachs *in vitro* in Abhängigkeit von den verschiedenen N-Quellen angeführt: Es zeigt sich, dass die Asparagin-Variante zu einem signifikant ($p = 0,000$) höherem Radialzuwachs führt als die Ammoniumsulfat- oder die Ammoniumtetrat-Variante. Sie unterscheidet sich jedoch nicht signifikant von der Kontrolle ($p = 0,722$). Die Ammoniumsulfat- und die Ammoniumtetrat-Variante unterscheiden sich voneinander nicht signifikant ($p = 0,582$). Im Gegensatz zur Asparagin-Variante ergaben sich bei der Ammoniumsulfat- ($p = 0,036$) und Ammoniumtetrat-Variante ($p = 0,001$) aber signifikante Unterschiede zur Kontrolle, wobei beide Varianten einen im Vergleich zur Kontrolle geringeren Radialzuwachs zeigten.

Bei den Wachstumsraten in Abhängigkeit von der N-Konzentration (Tab. 8) zeigt sich, dass es einen höchst signifikanten Unterschied zwischen dem Radialzuwachs bei den N-Konzentrationen 0,1 g N/l und 0,351 g N/l, sowie zwischen der geringeren N-Konzentration und der Kontrolle gibt. Dagegen gibt es zwischen der höheren N-Konzentration und der Kontrolle keinen signifikanten Unterschied ($p = 0,858$).

Tab. 8: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Wachstumsraten von *P. fraxinea in vitro* in Abhängigkeit von der N-Konzentration gemittelt über alle Stickstoffquellen im Vergleich zur Kontrolle („kein N“).

Mehrfachvergleiche						
Abhängige Variable: Radialzuwachs/Tag						
Test: Games-Howell						
(I) N-Konzentration	(J) N-Konzentration	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
					Untergrenze	Obergrenze
kein N	0,1 g N/l	0,5293	0,1025	0,000	0,2756	0,7831
	0,351 g N/l	0,0808	0,1531	0,858	-0,2851	0,4466
0,1 g N/l	kein N	-0,5293	0,1025	0,000	-0,7831	-0,2756
	0,351 g N/l	-0,4486	0,1254	0,002	-0,7483	-0,1488
0,351 g N/l	kein N	-0,0808	0,1531	0,858	-0,4466	0,2851
	0,1 g N/l	0,4486	0,1254	0,002	0,1488	0,7483

Tabelle 9 und Abbildung 25 geben einen detaillierten Überblick über die mittleren Wachstumsraten von *P. fraxinea in vitro* in Abhängigkeit von den einzelnen N-Quellen und N-Konzentrationen: Der Mittelwert über alle gemessenen Radialzuwächse/Tag lag bei 5,1 mm. Die höchsten Radialzuwächse/Tag (6,6 mm) wurden bei Beigabe von Asparagin mit der N-Konzentration von 0,351 g N/l erzielt. Dieser Wert war auch signifikant höher als jener der Kontrolle (Tab. 9). Im Gegensatz dazu lag der Radialzuwachs/Tag bei der 0,1 g N/l

Asparagin-Variante mit 4,5 mm unter den Werten der anderen N-Quellen mit derselben Konzentration und auch unter dem Wert der Kontrolle. Fasst man bei der Asparagin-Variante alle Werte zusammen, dann liegt der Radialzuwachs/Tag mit 5,5 mm (Tab. 9) trotzdem über den Durchschnittswerten der anderen N-Varianten und der Kontrolle.

Tab. 9: Mittelwerte der Wachstumsraten (Radialzuwachs in mm/Tag) von Reinkulturen von *P. fraxinea* in Abhängigkeit von N-Quelle und N-Konzentration (Mittelwerte mit unterschiedlichen Kennbuchstaben unterscheiden sich signifikant auf dem 5%-Niveau).

Deskriptive Statistiken				
Abhängige Variable: Radialzuwachs/Tag				
N-Quelle	N-Konzentration	Mittelwert	Standardabweichung	N
Ammoniumsulfat	0,1 g N/l	4,98182 ^a	0,098253	22
	0,351 g N/l	4,79318 ^c	0,105836	22
	Gesamt	4,88750	0,138880	44
Asparagin	0,1 g N/l	4,47873 ^b	0,297074	22
	0,351 g N/l	6,56534 ^d	0,431928	22
	Gesamt	5,52203	1,117146	44
Ammoniumtatrat	0,1 g N/l	4,98864 ^a	0,097812	22
	0,351 g N/l	4,43636 ^e	0,080448	22
	Gesamt	4,71250	0,293015	44
Kontrolle ohne Stickstoff		5,34574 ^f	0,447494	22
N-Konzentration		Mittelwert	Standardabweichung	N
0,1 g N/l		4,81639	0,304330	66
0,351 g N/l		5,26496	0,972641	66
Kein Stickstoff		5,34574	0,447494	22
Gesamt		5,08426	0,723609	154

Zur besseren Veranschaulichung sind die Ergebnisse des Wachstumsversuchs in Abb. 25 in einem Boxplot-Diagramm zusammengefasst. Gut zu erkennen ist die signifikant höhere Wachstumsleistung von *P. fraxinea* bei der hohen (0,351 g N/l) Asparagin-Konzentration im Nährmedium. Die Abbildung zeigt auch anschaulich, dass die Kontrolle meist einen höheren Radialzuwachs aufweist, als die Ammoniumsulfat- oder Ammoniumtatrat-Variante. Da bei der Kontrolle die Werte aber stark streuen, gibt es auch Werte, die schlechter sind als bei den Varianten mit Ammoniumsulfat oder –tatrat. Bei den beiden zuletzt genannten N-Quellen zeigten sich beim radialen Wachstum von *P. fraxinea* hingegen nur geringe Schwankungen.

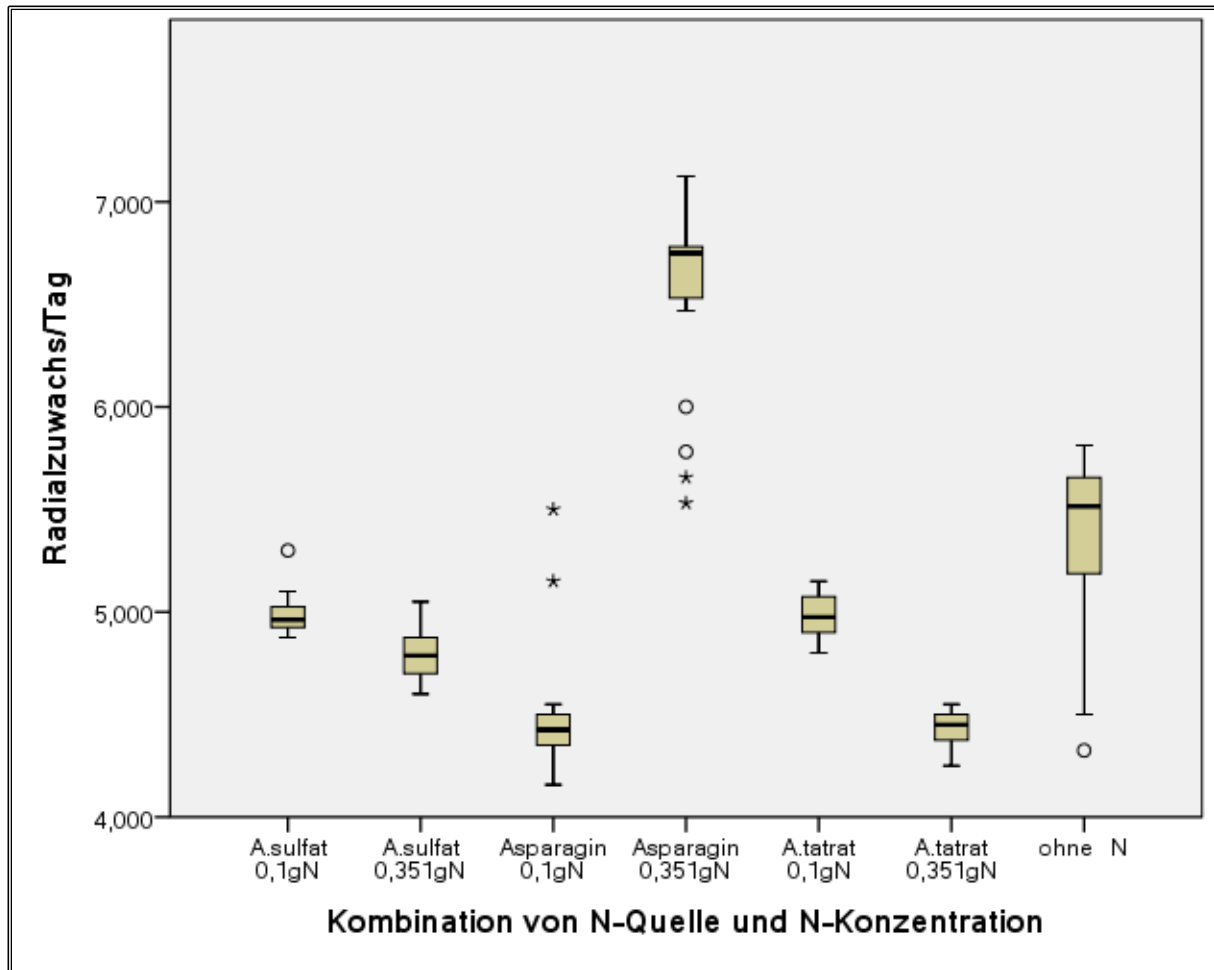


Abb. 25: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Radialzuwachses/Tag von *P. fraxinea* in Abhängigkeit von N-Quelle und N-Konzentration.

3.2 Ergebnisse des Abbauersuchs

Bei den Analysen zum Masseverlust, wurden bei der Robinie alle 66 Prüfkörper berücksichtigt. Bei jenen Prüfkörpern die einen variablen Splintholzanteil aufwiesen, wurde dieser Anteil herausgerechnet (siehe Kap. 2.2.4.1). Bei der Eiche wurden bei den Analysen zum Masseverlust und zur Holzfeuchte (siehe Kap. 3.2.1 und 3.2.2) jene 39 Prüfkörper mit einem ähnlichen Splintholz-Anteil am Prüfkörper berücksichtigt (siehe Kap. 2.2.4). Bei allen weiteren Auswertungen (ab Kap. 3.2.3) wurden bei der Robinie, sofern nicht anders angegeben, nur die Prüfkörper ohne variablen Splintholzanteil und bei der Eiche alle 66 Prüfkörper verwendet.

3.2.1 Masseverlust durch Pilzangriff

Zur Prüfung der Virulenz von *P. fraxinea* wurde zunächst der Masseverlust an 15 Prüfkörpern aus Buchenholz ermittelt, da Buchenholz in der ÖNORM EN 113 die Referenz für Laubhölzer darstellt. Da Mindestwerte für den im Abbauprozess zu erzielenden Holzabbau in der ÖNORM EN 113 nur für ausgewählte Prüfpilze, nicht aber für den Eschenbaumschwamm vorgegeben sind, wurden die für andere Pilzarten angegebenen Werte als Vergleichswert herangezogen: So sollte der durch die Schmetterlings-Tramete (*Trametes versicolor*) verursachte Masseverlust an Buchenprüfkörpern mindestens 25 % betragen, beim Becherförmigen Sägeblättling (*Neolentinus degener*, Syn. *Lentinus cyathiformis*) sollte die Mindestabbaurate nach 16 Wochen zumindest 20 % Masseverlust betragen.

Im vorliegenden Versuch wurde mit *P. fraxinea* an den Prüfkörpern aus Buchenholz im Mittel ein Masseverlust von 15,7 % erzielt. Das Minimum lag bei 10,1 %, das Maximum bei 25,6 %, bei sechs der 15 Prüfkörper betrug der Masseverlust mehr als 20 %. Die Virulenzprüfung an Standardprüfkörpern aus Buchenholz zeigte somit, dass *P. fraxinea* einen etwas geringeren Holzabbau hervorruft als die in der Norm gelisteten Prüfpilze.

Bevor weitere Analysen durchgeführt wurden, wurden die Abbauraten wiederum auf Normalverteilung und Homogenität der Varianzen geprüft. Die Prüfung der Abbauraten auf Normalverteilung erfolgte wie schon beim Wachstumsversuch – getrennt nach N-Konzentration – mit dem Kolmogorov-Smirnov-Anpassungstest. Dabei waren bei Esche, Eiche und Robinie alle Werte hinreichend normalverteilt.

Um zu prüfen, ob bei den Werten für die Abbauraten Varianzhomogenität vorliegt, wurde der Levene-Test angewendet. Dabei hat sich herausgestellt, dass die Varianzen bei Esche knapp ($p = 0,041$) und bei Robinie ($p = 0,016$) und Eiche ($p = 0,002$) eindeutig nicht homogen waren. Da die Daten ausreichend normalverteilt sind, wurden, trotz nicht erfüllter Varianzhomogenität, für weitere Analysen verschiedene Varianzanalysen herangezogen.

Um zu prüfen, welche Faktoren den Masseverlust der Prüfkörper signifikant beeinflussen, wurde zunächst eine Univariate Varianzanalyse über alle getesteten Baum-/Holzarten, N-konzentrationen und Stammhöhen durchgeführt. Dabei zeigte sich, dass die einzelnen Baum-/Holzarten und die N-Konzentration einen höchst signifikanten Einfluss auf den Masseverlust haben (Tab. 10 – „Alle Baumarten zusammengefasst“).

Führt man die Varianzanalysen getrennt nach den einzelnen Baumarten durch (Tab. 10), so zeigte sich bei der Esche ein höchst signifikanter Einfluss der N-Konzentration auf den

Masseverlust (Holzabbau). Bei Eiche und Robinie war hingegen kein signifikanter Einfluss der N-Konzentration auf den Masseverlust zu erkennen. Bei der Eiche war der Signifikanz-Wert indes deutlich geringer als bei der Robinie und nahe einem signifikanten Ergebnis. Es wurde daher für Eiche zusätzlich auch eine Einfaktorielle ANOVA durchgeführt (Tab. 11). Dabei war der Einfluss der N-Konzentration bei der Eiche mit ($p = 0,000$) höchst signifikant.

Da die Stammhöhe lediglich bei der Esche einen signifikanten Einfluss aufwies, wurde dieser Faktor bei den Post-Hoc-Tests nicht berücksichtigt.

Tab. 10: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse (Zwischensubjekteffekte) zur Überprüfung des Einflusses von Baum-/Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Masseverlust der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie.

Tests der Zwischensubjekteffekte					
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)					
	Quadratsumme vom Typ III	Df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Esche					
N-Konzentration	424,550	2	212,275	35,860	0,000
Stammhöhe	64,593	3	21,531	3,637	0,030
Fehler	118,390	20	5,919		
Eiche					
N-Konzentration	58,106	2	29,053	3,611	0,107
Stammhöhe	12,159	3	4,053	0,504	0,696
Fehler	77,774	11	7,070		
Robinie					
N-Konzentration	0,001	2	0,001	0,038	0,963
Stammhöhe	0,140	3	0,047	2,506	0,143
Fehler	0,131	7	0,019		
Alle Baumarten zusammengefasst					
Baum-/Holzart	7800,616	2	3900,308	1180,143	0,000
N-Konzentration	733,648	2	366,824	110,992	0,000
Stammhöhe	17,254	3	5,751	1,740	0,162
Fehler	446,168	135	3,305		

Tab. 11: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses der N-Konzentration auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Masseverlust in Prozent bei Prüfkörpern der Eiche.

Einfaktorielle ANOVA					
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)					
	Quadratsumme	Df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Zwischen den Gruppen	480,041	2	240,020	58,158	0,000
Innerhalb der Gruppen	148,573	36	4,127		
Gesamt	628,614	38			

Im Anschluss an die Univariaten Varianzanalysen wurden Post-Hoc-Tests durchgeführt. Nachdem bei keiner Baum-/Holzart Varianzhomogenität vorlag, wurde bei den Mehrfachvergleichen der Test nach Games-Howell angewendet. Bei den durchgeführten Mehrfachvergleichen wurde das Signifikanzniveau mit der Bonferroni-Korrektur von $p = 0,05$ auf $p = 0,0083$ angepasst.

Anhand der Mehrfachvergleiche konnte gezeigt werden, dass bei Esche und Eiche bei der 0,351 g N/l-Variante signifikant höhere Abbauraten erzielt wurden als bei der Variante mit 0,1 g N/l sowie der Kontrolle (Tab. 12). Bei der Robinie gab es hingegen keine signifikanten Unterschiede zwischen den Abbauraten in Abhängigkeit von den verschiedenen N-Konzentrationen (Tab. 12, Abb. 26).

Ergebnisse

Tab. 12: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Abbauraten (Masseverlust in %) an Prüfkörpern von Esche, Eiche und Robinie durch *P. fraxinea* in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

Mehrfachvergleiche							
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)							
Test	(I) N- Konzentration	(J) N- Konzentration	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
						Untergrenze	Obergrenze
Esche							
Games -Howell	Kein N	0,1 g N/I	-2,2346	0,8025	0,023	-4,199	-0,270
		0,351 g N/I	-8,2875	0,7878	0,000	-10,215	-6,360
	0,1 g N/I	Kein N	2,2346	0,8025	0,023	0,270	4,199
		0,351 g N/I	-6,0529	0,9568	0,000	-8,377	-3,728
	0,351 g N/I	Kein N	8,2875	0,7878	0,000	6,360	10,215
		0,1 g N/I	6,0529	0,9568	0,000	3,728	8,377
Eiche							
Games -Howell	Kein N	0,1 g N/I	-1,4785	0,4648	0,011	-2,640	-0,317
		0,351 g N/I	-8,0707	0,9135	0,000	-10,441	-5,700
	0,1 g N/I	Kein N	1,4785	0,4648	0,011	0,317	2,640
		0,351 g N/I	-6,5922	0,9243	0,000	-8,981	-4,203
	0,351 g N/I	Kein N	8,0707	0,9135	0,000	5,700	10,441
		0,1 g N/I	6,5922	0,9243	0,000	4,203	8,981
Robinie (nur Kernholz)							
Games -Howell	Kein N	0,1 g N/I	-0,0090	0,0605	0,988	-0,156	0,138
		0,351 g N/I	-0,0661	0,0681	0,599	-0,232	0,100
	0,1 g N/I	Kein N	0,0090	0,0605	0,988	-0,139	0,157
		0,351 g N/I	-0,0572	0,0537	0,542	-0,188	0,074
	0,351 g N/I	Kein N	0,0661	0,0681	0,599	-0,100	0,232
		0,1 g N/I	0,0872	0,0537	0,542	-0,074	0,188

Fasst man die erzielten Abbauraten für alle Baumarten und N-Konzentrationen zusammen, so führte *P. fraxinea* innerhalb von 18 Wochen im Mittel zu einem Masseverlust von 8 %, bezogen auf die Ausgangstrockenmasse (Tab. 13).

Betrachtet man die drei N-Konzentrationen separat, dann zeigt sich, dass eine höhere N-Konzentration im Nährmedium zu einem höheren Masseverlust führt (Tab. 13, Abb. 26). So betrug der Masseverlust bei der Kontrolle ohne N-Zugabe 5,9 %, bei einer N-Konzentration von 0,1 g N/l bereits 7,1 % und bei einer N-Konzentration von 0,351 g N/l sogar 11 % (Tab. 13).

Ein Vergleich des Masseverlusts bezogen auf die einzelnen Baum-/Holzart zeigt, dass der mittlere Masseverlust bei der Esche mit 16,6 % am höchsten war, gefolgt von der Eiche mit 6,1 % und der Robinie mit 0,6 % (Tab. 13, Abb. 26).

Ergebnisse

Tab. 13: Mittelwerte des durch *P. fraxinea* hervorgerufenen prozentualen Masseverlusts an Prüfkörpern von Esche, Eiche und Robinie (nach 18 Wochen) (Mittelwerte mit unterschiedlichen Kennbuchstaben unterscheiden sich signifikant auf dem 5%-Niveau).

Deskriptive Statistik						
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)						
N-Konzentration	N	Mittelwert (Masseverlust in %)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Esche						
Kein N	22	13,048 ^a	1,9599	0,4178	9,39	16,84
0,1 g N/l	22	15,282 ^b	3,2138	0,6852	10,03	19,83
0,351 g N/l	22	21,335 ^c	3,1323	0,6678	15,75	27,42
Gesamt	66	16,555	4,4937	0,5531	9,39	27,42
Eiche						
Kein N	13	2,961 ^a	1,1295	0,3133	1,3	5,3
0,1 g N/l	13	4,439 ^b	1,2380	0,3434	2,1	6,0
0,351 g N/l	13	11,031 ^c	3,0940	0,8581	4,8	15,1
Gesamt	39	6,144	4,0672	0,6513	1,3	15,1
Robinie						
Kein N	22	0,563 ^a	0,2442	0,052	0,29	1,11
0,1 g N/l	22	0,572 ^a	0,1448	0,031	0,32	0,84
0,351 g N/l	22	0,629 ^a	0,2062	0,044	0,30	1,17
Gesamt	66	0,588	0,2016	0,025	0,29	1,17
Alle Baumarten zusammengefasst						
Kein N	57	5,928	5,916	0,784	0,29	16,84
0,1 g N/l	57	7,132	6,992	0,926	0,32	19,83
0,351 g N/l	57	10,993	9,485	1,256	0,30	27,42
Gesamt	171	8,018	7,872	0,602	0,29	27,42

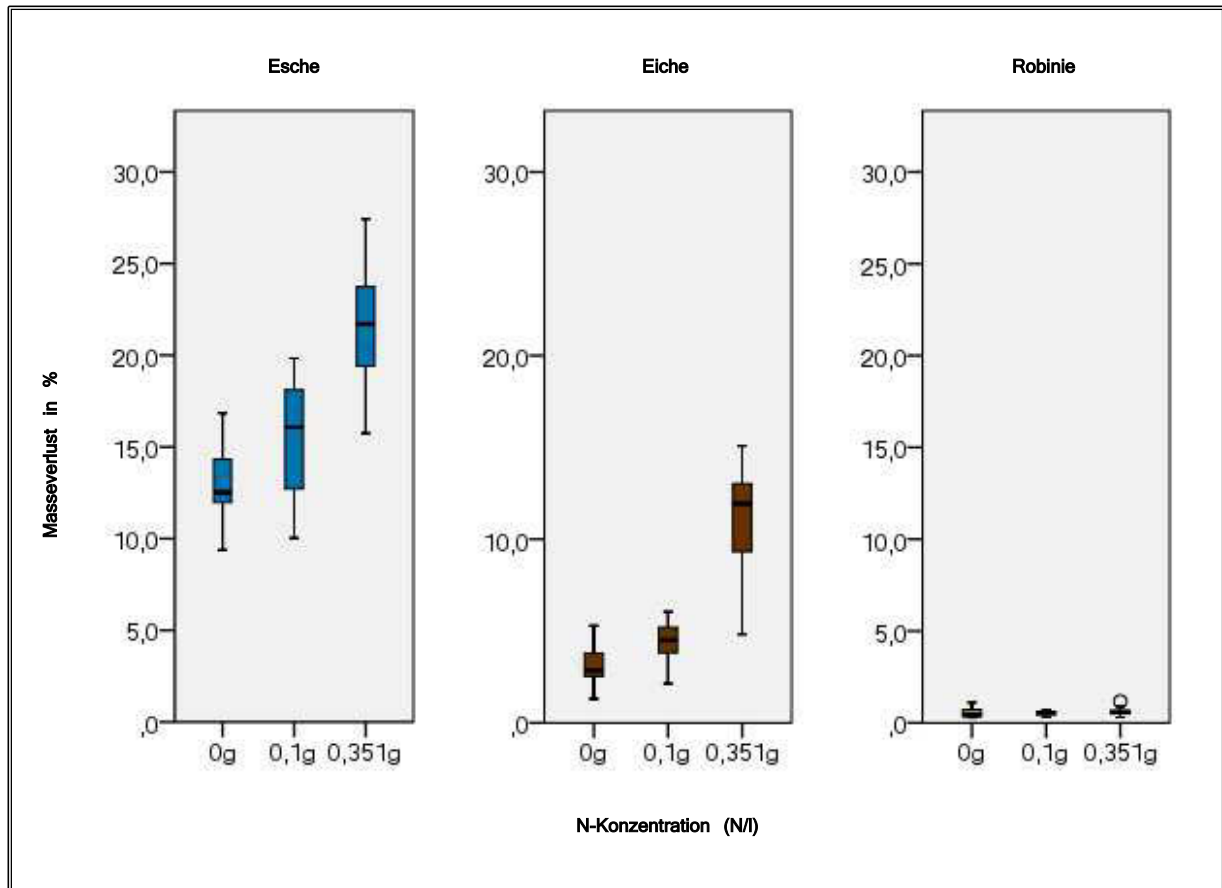


Abb. 26: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Masseverlusts in Prozent bei Prüfkörpern der Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

3.2.1.1 Masseverlust bei Prüfkörpern der Robinie mit variablem Splintholzanteil

Bei der Robinie gab es zehn Prüfkörper mit einem variablen Splintholzanteil. Um zu prüfen, ob sich dieser Splintholzanteil signifikant auf die Abbaurate durch *P. fraxinea* auswirkt, wurde ein T-Test durchgeführt (Tab. 14).

Ergebnisse

Tab. 14: Ergebnis des T-Tests zur Überprüfung der Unterschiede zwischen den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Abbauraten der Prüfkörper aus Robinie mit und ohne variablen Splintholzanteil.

Test bei unabhängigen Stichproben							
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)							
	Levene-Test der Varianzgleichheit		T-Test für die Mittelwertgleichheit				
	F	Signifikanz	T	df	Signifikanz	Mittlere Differenz	Standardfehler der Differenz
Varianzen sind gleich	106,299	0,000	-9,146	64	0,000	-2,585	0,283
Varianzen sind nicht gleich			-3,816	9,027	0,004	-2,585	0,677

Dabei zeigte sich (Tab. 14), dass sich der Masseverlust jener Prüfkörper, die nur aus Kernholz bestanden, höchst signifikant ($p = 0,004$) von jenen mit variablen Splintholzanteil unterschied: Prüfkörper mit variablem Splintholzanteil hatten mit 3,1 % im Durchschnitt einen signifikant höheren Masseverlust als jene die nur aus Kernholz bestanden (0,6 %) (Tab. 15).

Tab. 15: Mittelwerte des durch *P. fraxinea* hervorgerufenen prozentualen Masseverlusts an Prüfkörpern von Robinie (Kernholz) und Robinie (Prüfkörper mit Splintholzanteil) (nach 18 Wochen).

Deskriptive Statistik					
Abhängige Variable: Holzfeuchte (in %)					
N	Mittelwert (Masseverlust in %)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Robinie (Kernholz)					
66	0,588	0,2016	0,0248	0,29	1,17
Robinie (Prüfkörper mit Splintholzanteil)					
10	3,142	2,1404	0,6769	0,6	6,9

Um zu prüfen, ob mehr Splintholzanteil auch zu mehr Holzabbau führt, wurde eine einfache lineare Regressionsanalyse durchgeführt. Tabelle 16 zeigt den signifikanten Einfluss des Splintholzes auf den Masseverlust und wird in Abbildung 27 in Form einer Regressionsgeraden dargestellt.

Ergebnisse

Tab. 16: Ergebnis der einfachen linearen Regressionsanalyse zur Überprüfung des Einflusses des Splintholzanteils auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Masseverlust der Prüfkörper aus Robinie.

Lineare Regression					
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)					
Einflussvariable: Anteil Splintholz (in %)					
Modellzusammenfassung					
Modell	R	R-Quadrat	Korrigiertes R-Quadrat	Standardfehler des Schätzers	
1	0,752	0,566	0,512	1,496	
ANOVA					
Modell	Quadratsumme	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Regression	23,329	1	23,329	10,424	0,012
Nicht standardisierte Residuen	17,904	8	2,238		
Gesamt	41,233	9			

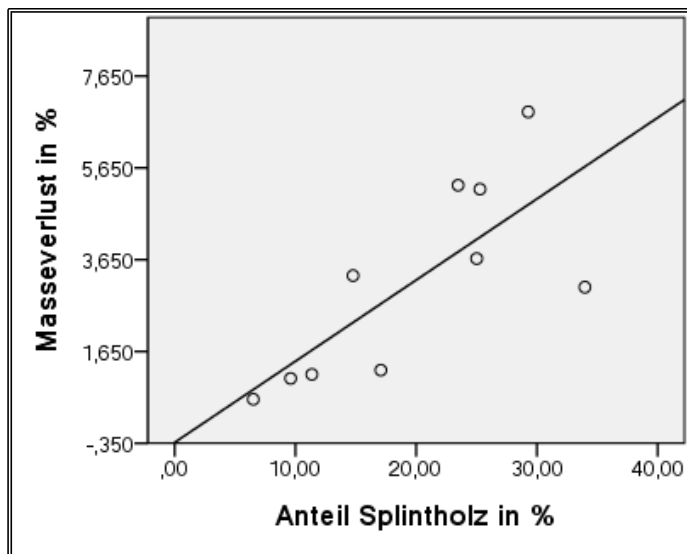


Abb. 27: Streudiagramm mit Regressionsgeraden zur Darstellung des Zusammenhangs zwischen Masseverlust und dem Splintholzanteil der Prüfkörper aus Robinie (R^2 Linear = 0,566).

Um abzuschätzen, wie hoch der Masseverlust bei 100 % Splintholzanteil gewesen wäre, wurde anhand der Regressionsgeraden der Masseverlust in Prozent geschätzt. Bei einer Regressionskonstanten (Schnittpunkt mit der y-Achse) von -0,33015 und einem nicht standardisierten Regressionskoeffizienten (Steigung der Geraden) von 0,17688 ergibt sich bei 100 % Splintholzanteil rechnerisch ein Masseverlust von 17,4 % (Berechnung siehe Kap. 2.8).

3.2.2 *Holzfeuchte*

Wie bei den Analysen zum Masseverlust durch den Pilzangriff, wurden die Werte der Holzfeuchte zunächst ebenfalls auf Normalverteilung und Homogenität der Varianzen geprüft. Da die Werte bei Esche, Eiche und Robinie hinreichend normalverteilt waren und auch bei allen drei Baumarten Varianzhomogenität vorlag, konnten für die Auswertung der Holzfeuchte verschiedene Varianzanalysen herangezogen werden.

Um zu prüfen, welche Faktoren einen signifikanten Einfluss auf die Holzfeuchte der Prüfkörper haben, wurde zunächst eine Univariate Varianzanalyse über alle Baum-/Holzarten, N-Konzentrationen und Stammhöhen durchgeführt. Dabei zeigte sich ein ähnliches Bild wie beim Masseverlust: Die einzelnen Baum-/Holzarten und die N-Konzentration haben einen höchst signifikanten Einfluss auf die Holzfeuchte (Tab. 17).

Wenn man die Varianzanalysen getrennt nach den einzelnen Baumarten durchführt (Tab. 17), so zeigte sich bei Esche, Eiche und Robinie ein höchst signifikanter Einfluss der N-Konzentration auf die Holzfeuchte. Da die Stammhöhe keinen signifikanten Einflussfaktor darstellt, wurde sie bei den Post-Hoc-Tests nicht berücksichtigt.

Ergebnisse

Tab. 17: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse (Zwischensubjekteffekte) zur Überprüfung des Einflusses von Baum-/Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den Feuchtgehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie.

Tests der Zwischensubjekteffekte					
Abhängige Variable: Holzfeuchte (in %)					
	Quadratsumme vom Typ III	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Esche					
N-Konzentration	10616,868	2	5308,434	11,089	0,001
Stammhöhe	1900,047	3	633,349	1,323	0,295
Fehler	9574,408	20	478,720	-	-
Eiche					
N-Konzentration	1167,477	2	583,739	20,093	0,000
Stammhöhe	59,944	3	19,981	0,688	0,567
Fehler	784,418	27	29,053	-	-
Robinie (nur Kernholz)					
N-Konzentration	84,317	2	42,159	11,979	0,005
Stammhöhe	35,803	3	11,934	3,391	0,083
Fehler	24,635	7	3,519	-	-
Alle Baumarten zusammengefasst					
Baum-/Holzart	63319,707	2	31659,853	168,408	0,000
N-Konzentration	10728,723	2	5364,361	28,535	0,000
Stammhöhe	654,912	3	218,304	1,161	0,327
Fehler	25379,266	135	187,995	-	-

Im Anschluss an die Univariaten Varianzanalysen wurden wiederum Post-Hoc-Tests durchgeführt. Da in allen Fällen Varianzhomogenität vorlag, wurde bei den Mehrfachvergleichen der Test nach Tukey durchgeführt. Das Signifikanzniveau wurde wiederum mit der Bonferroni-Korrektur von $p = 0,05$ auf $p = 0,0083$ angepasst.

Anhand der Mehrfachvergleiche konnte gezeigt werden, dass bei Esche und Eiche die Holzfeuchten bei der Kontrolle, sowie der Variante mit 0,1 g N/l signifikant geringer waren, als die Holzfeuchten, die bei der 0,351 g N/l-Variante erzielt wurden (Tab. 18, Abb. 28). Bei der Robinie war lediglich der Unterschied zwischen der Kontrolle und der Variante mit 0,351 g N/l höchst signifikant ($p = 0,001$) (Tab. 18, Abb. 28).

Ergebnisse

Tab. 18: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Holzfeuchte (in %) der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

Mehrfachvergleiche							
Abhängige Variable: Holzfeuchte (in %)							
Test	(I) N- Konzentration	(J) N- Konzentration	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
						Untergrenze	Obergrenze
Esche							
Tukey- HSD	Kein N	0,1 g N/l	-5,3850	6,3453	0,674	-20,616	9,846
		0,351 g N/l	-44,1927	6,3453	0,000	-59,424	-28,962
	0,1 g N/l	Kein N	5,3850	6,3453	0,674	-9,846	20,616
		0,351 g N/l	-38,8077	6,3453	0,000	-54,039	-23577
	0,351 g N/l	Kein N	44,1927	6,3453	0,000	28,962	59,424
		0,1 g N/l	38,8077	6,3453	0,000	23,577	54,039
Eiche							
Tukey- HSD	Kein N	0,1 g N/l	-4,6008	2,0862	0,084	-9,700	0,499
		0,351 g N/l	-15,1169	2,0862	0,000	-20,216	-10,018
	0,1 g N/l	Kein N	4,6008	2,0862	0,084	-0,499	9,700
		0,351 g N/l	-10,5162	2,0862	0,000	-15,616	-5,417
	0,351 g N/l	Kein N	15,1169	2,0862	0,000	10,018	20,216
		0,1 g N/l	10,5162	2,0862	0,000	5,417	15,616
Robinie (nur Kernholz)							
Tukey- HSD	Kein N	0,1 g N/l	-2,3839	0,8259	0,015	-4,375	-0,392
		0,351 g N/l	-3,0279	0,8050	0,001	-4,969	-1,087
	0,1 g N/l	Kein N	2,3839	0,8259	0,015	0,392	4,375
		0,351 g N/l	-0,6440	0,8050	0,705	-2,585	1,297
	0,351 g N/l	Kein N	3,0279	0,8050	0,001	1,087	4,969
		0,1 g N/l	0,6440	0,8050	0,705	-1,297	2,585

Fasst man die gemessenen Holzfeuchten für alle Baumarten und N-Konzentrationen zusammen, so führte der Pilzbefall durch *P. fraxinea* in den Prüfkörpern zu einer mittleren Holzfeuchte von 57,7 % (Tab. 19).

Vergleicht man die drei N-Konzentrationen separat, dann zeigt sich, dass eine höhere N-Konzentration im Nährmedium zu einer höheren Holzfeuchte der Prüfkörper führte (Abb. 28). Bei der Kontrolle betrug die Holzfeuchte im Mittel 49 %, bei einer N-Konzentration von 0,1 g N/l 53,3 % und bei einer N-Konzentration von 0,351 g N/l bereits 70,7 % (Tab. 19).

Eine Gegenüberstellung der Holzfeuchten in Bezug auf die Baum-/Holzart zeigt, dass die Holzfeuchte bei Prüfkörpern der Esche mit 79,3 % im Mittel am höchsten war, gefolgt von der Eiche mit 61,5 % und der Robinie mit 32,9 % (Tab. 19). Bei der Robinie war zudem auffällig, dass die Holzfeuchte der Prüfkörper mit variablem Splintholzanteil um 5,6 % höher war, als

Ergebnisse

jener der Prüfkörper, die nur aus Kernholz bestehen. Dieser Unterschied zwischen den Prüfkörpern mit und ohne variablem Splintholzanteil ist mit $p = 0,034$ signifikant (Tab. 20).

Tab. 19: Mittelwerte der prozentualen Holzfeuchte der Prüfkörper von Esche, Eiche und Robinie, bei Beendigung des Abbauversuchs nach 18 Wochen (Mittelwerte mit unterschiedlichen Kennbuchstaben unterscheiden sich signifikant auf dem 5%-Niveau).

Deskriptive Statistik						
Abhängige Variable: Holzfeuchte (in %)						
N-Konzentration	N	Mittelwert (Holzfeuchte in %)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Esche						
Kein N	22	62,823 ^a	17,1067	3,6472	43,23	104,90
0,1 g N/l	22	68,208 ^a	20,2679	4,3211	47,37	115,99
0,351 g N/l	22	107,015 ^b	25,0050	5,3311	57,89	135,67
Gesamt	66	79,349	28,6843	3,5308	43,23	135,67
Eiche						
Kein N	13	54,909 ^a	4,5822	1,2709	49,13	61,21
0,1 g N/l	13	59,510 ^a	5,7718	1,6008	49,42	73,87
0,351 g N/l	13	70,026 ^b	5,5281	1,5332	57,75	80,79
Gesamt	39	61,482	8,2393	1,3193	49,13	80,79
Robinie (nur Kernholz)						
Kein N	22	31,011 ^a	2,5453	0,5999	27,64	37,17
0,1 g N/l	22	33,395 ^{ab}	2,0299	0,4758	30,34	37,18
0,351 g N/l	22	34,039 ^b	2,7644	0,6181	29,73	39,92
Gesamt	66	32,859	2,7630	0,3692	27,64	39,92
Alle Baumarten zusammengefasst						
Kein N	57	48,978	17,8513	2,3645	27,64	104,90
0,1 g N/l	57	53,332	20,0565	2,6566	30,34	115,99
0,351 g N/l	57	70,664	35,6818	4,7262	29,73	135,67
Gesamt	171	57,658	27,2974	2,0875	27,64	135,67

Tab. 20: Ergebnis des T-Tests zur Überprüfung der Unterschiede zwischen den Holzfeuchten der Prüfkörper aus Robinie mit und ohne variablen Splintholzanteil.

Test bei unabhängigen Stichproben

Ergebnisse

Abhängige Variable: Holzfeuchte bei Versuchsende (in %)							
	Levene-Test der Varianzgleichheit		T-Test für die Mittelwertgleichheit				
	F	Signifikanz	T	df	Signifikanz	Mittlere Differenz	Standardfehler der Differenz
Varianzen sind gleich	11,451	0,001	-4,434	64	0,000	-5,6053	1,2641
Varianzen sind nicht gleich			-2,479	9,499	0,034	-5,6053	2,2611

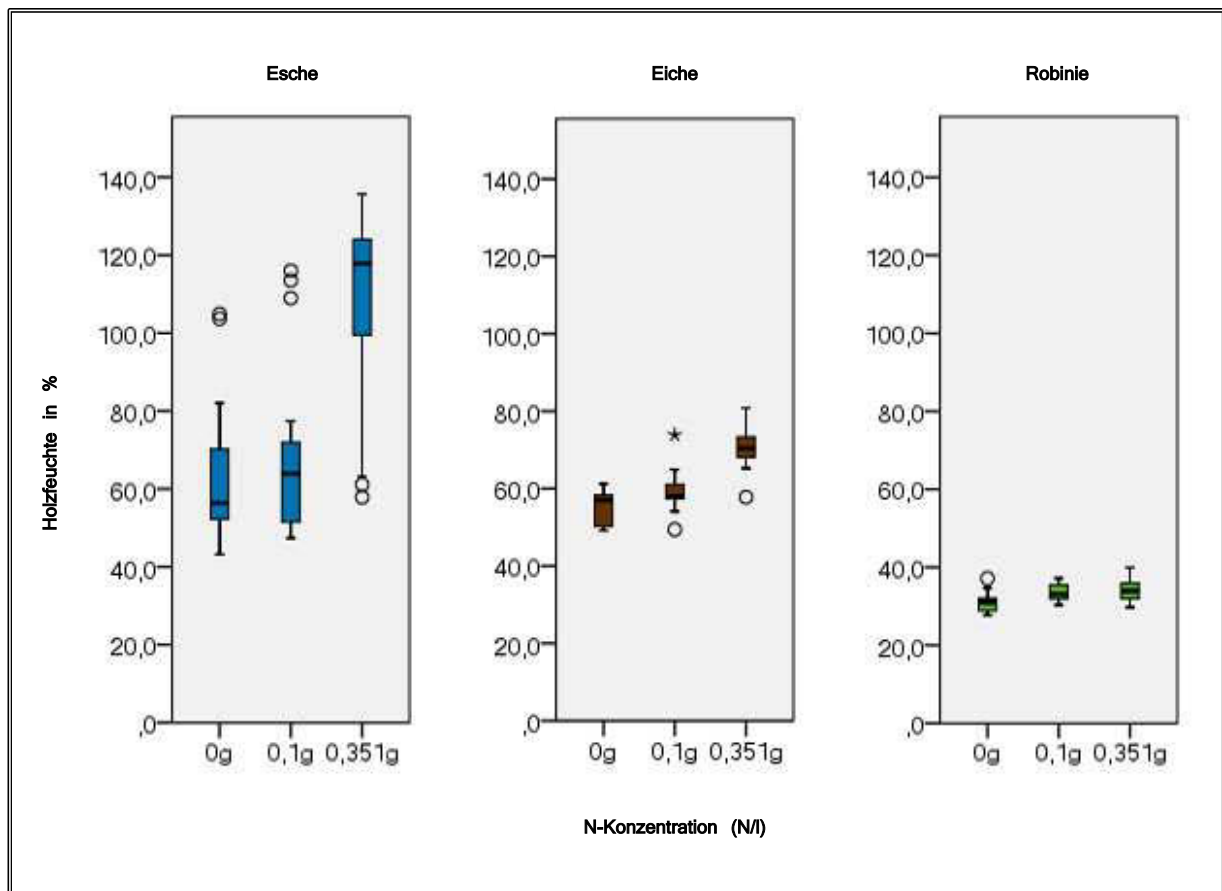


Abb. 28: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Feuchtegehalts der Prüfkörper (Holzfeuchte) von Esche, Eiche und Robinie bei Beendigung des Abbauersuchs nach 18 Wochen in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

3.2.2.1 Zusammenhang zwischen Masseverlust und Holzfeuchte

Um zu prüfen, ob bei einer höheren Holzfeuchte auch mehr Holz durch *P. fraxinea* abgebaut wurde bzw. der Holzabbau zu einer höheren Holzfeuchte führte, wurde in Abbildung 29 der

Holzfeuchte der Prüfkörper bei Versuchsende nach 18 Wochen der ermittelte Masseverlust (beides in Prozent) gegenübergestellt. Dabei zeigt sich zwar kein eindeutiges Bild, bei allen drei Baumarten wurden aber tendenziell höhere Masseverluste bei einer höheren Holzfeuchte erreicht. Im Detail betrachtet streuten die Werte bei der Esche am stärksten: Auch bei Holzfeuchten um die 50 % gab es Masseverluste über 20 %. Sowohl bei Esche, als auch bei Eiche gleichen sich die Werte bei höheren Holzfeuchten der Regressionsgeraden an.

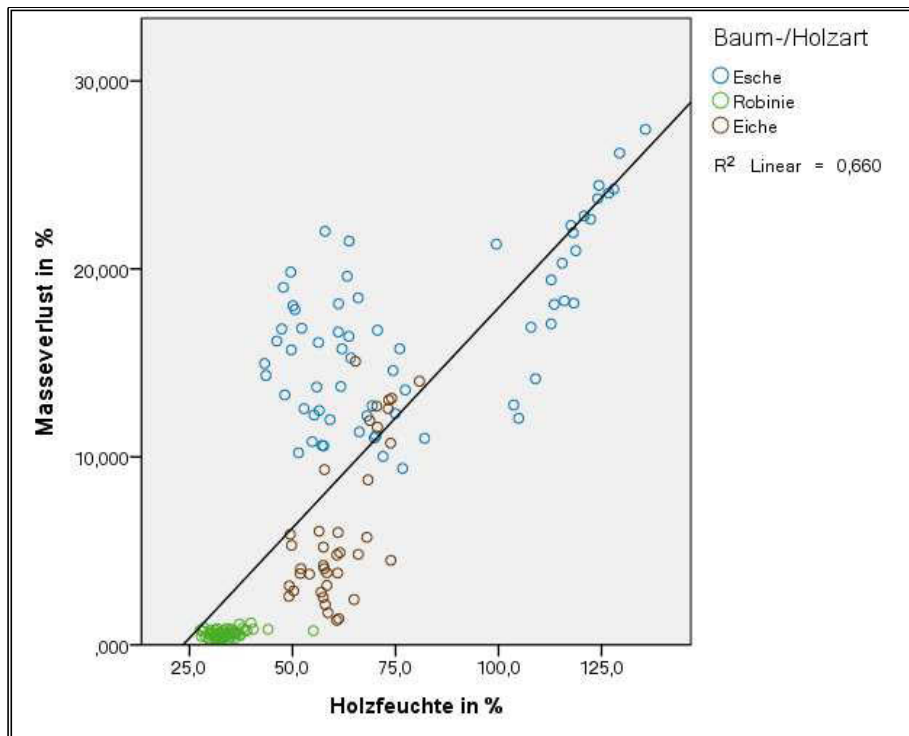


Abb. 29: Streudiagramm mit Regressionsgeraden zur Darstellung des Zusammenhangs zwischen Holzfeuchte und Masseverlust der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie (nur Kernholz) nach Holzabbau durch *P. fraxinea*. ($R^2 \text{ Linear} = 0,660$).

3.2.3 Myzelbewuchs der Prüfkörper

Nach Abschluss des Abbaubversuches wurde auch der Myzelbewuchs der Prüfkörper untersucht und in Prozent der Prüfkörperoberfläche (siehe Kap. 2.6) abgeschätzt. Die Prüfung, welchen Einfluss die N-Konzentration im Nährmedium auf den Myzelbewuchs der Prüfkörper hatte, erfolgte mit einer einfaktoriellen ANOVA.

Tabelle 21 zeigt, dass es bei der Eiche mit $p = 0,020$ einen signifikanten Einfluss der N-Konzentration auf das Ausmaß des Myzel-Bewuchses an der Prüfkörper-Oberfläche gab, wogegen bei der Robinie (nur Kernholz) knapp ($p = 0,057$) und bei der Esche eindeutig ($p = 0,374$) kein signifikanter Einfluss der N-Konzentration auf die Ausprägung des Myzelbewuchses auf der Prüfkörper-Oberfläche gegeben war (Tab. 21).

Tab. 21: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses der N-Konzentration im Nährmedium auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Myzelbewuchs auf den der Prüfkörpern aus Esche, Eiche und Robinie.

Einfaktorielle ANOVA					
Abhängige Variable: Myzelfläche am Holz (in %)					
	Quadratsumme	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Esche					
Zwischen den Gruppen	3,030	2	1,515	1,000	0,374
Innerhalb der Gruppen	95,455	63	1,515		
Gesamt	98,485	65			
Eiche					
Zwischen den Gruppen	2096,212	2	1048,106	4,162	0,020
Innerhalb der Gruppen	15865,909	63	251,840		
Gesamt	17962,121	65			
Robinie (nur Kernholz)					
Zwischen den Gruppen	5477,371	2	2738,686	3,020	0,057
Innerhalb der Gruppen	48068,611	53	906,955		
Gesamt	53545,982	55			

Abbildung 30 zeigt, dass der Myzelbewuchs der Prüfkörper in Abhängigkeit von der Holzart sehr unterschiedlich war: Bei der Esche waren bis auf einen Prüfkörper alle zu 100 % mit Myzel bewachsen. Bei der Eiche zeigten 90,9 % der Prüfkörper zwischen 80 % und 100 % Myzelbewuchs, 6,1 % der Prüfkörper zwischen 50 % und 65 % Myzelbewuchs und nur 3 % der Prüfkörper zwischen 20 % und 30 % Myzelbewuchs. Im Gegensatz dazu lagen bei der Robinie

Ergebnisse

71,4 % der Prüfkörper zwischen 0 % und 20 % Myzelbewuchs und nur 8,9 % der Prüfkörper bei 100 % Myzelbewuchs (Abb. 30).

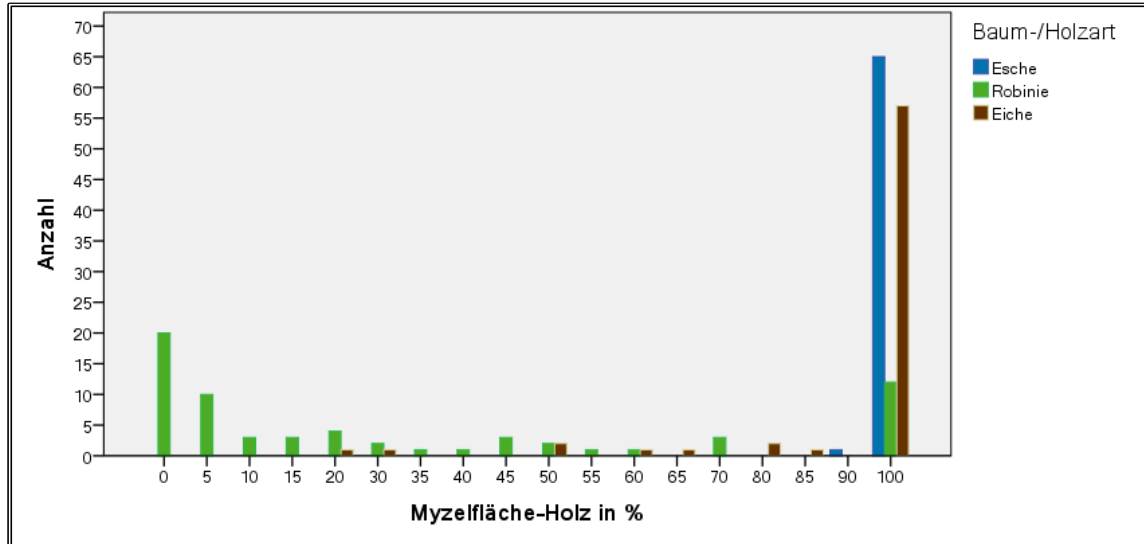


Abb. 30: Myzelbewuchs der Prüfkörper (in %), getrennt nach Esche, Eiche und Robinie (nur Kernholz).

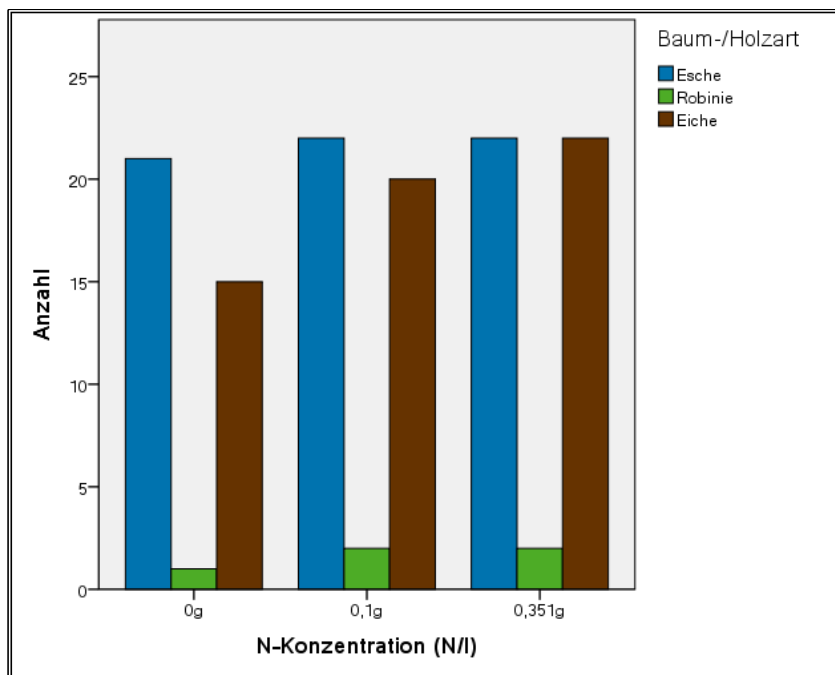
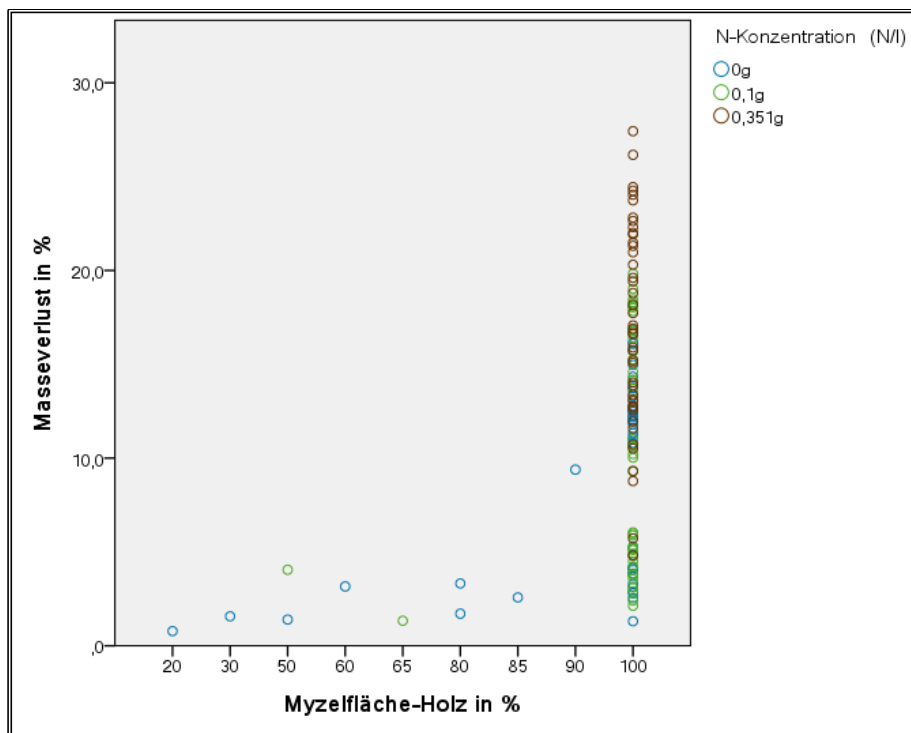


Abb. 31: Anzahl der Prüfkörper aus Esche Eiche und Robinie (nur Kernholz), die zu 100 % mit Myzel überwachsen waren, in Abhängigkeit von der jeweiligen N-Konzentration im Nährmedium.

Abbildung 31 zeigt, dass bei einer höheren N-Konzentration tendenziell eine größere Anzahl an Prüfkörpern zu 100 % mit Myzel bewachsen war. Am besten ist dies bei der Eiche zu sehen.

Betrachtet man die Ergebnisse für Esche und Eiche gemeinsam, so waren bei der Kontrolle 36 Prüfkörper (81,8 %) vollständig mit Myzel überwachsen, bei einer N-Konzentration von 0,1 g N/l waren es bereits 42 Prüfkörper (95,5 %) und bei einer N-Konzentration von 0,351 g N/l waren sogar alle Prüfkörper (44 Stück) vollständig mit Myzel überwachsen (Abb. 31). Bei der Robinie waren hingegen insgesamt nur 5 Prüfkörper vollständig mit Myzel überwachsen.



3.2.4 Myzelbewuchs der Duranflaschen

Nach Abschluss des Abbaubversuches wurde auch der Myzelbewuchs an den Innenseiten der Duranflaschen optisch quantifiziert (siehe Kap. 2.6). Die Prüfung, welchen Einfluss die N-Konzentration im Nährmedium auf den Myzelbewuchs der Duranflaschen hatte, erfolgte mit einer einfaktoriellen ANOVA. Sowohl bei der Esche als auch bei der Eiche war ein höchst signifikanter Einfluss der N-Konzentration auf das Ausmaß des Myzelbewuchses der Duranflaschen gegeben. Bei der Robinie gab es mit $p = 0,930$ keinen signifikanten Einfluss der N-Konzentration auf den Myzelbewuchs (Tab. 22).

Anhand der Mehrfachvergleiche (Tab. 23) konnte gezeigt werden, dass bei Esche und Eiche der Myzelbewuchs in den Duranflaschen bei der Kontrolle signifikant geringer war als der Myzelbewuchs, der bei der 0,351 g N/l-Variante erzielt wurde. Bei der Robinie gab es hingegen keine signifikanten Unterschiede beim Myzelbewuchs bezogen auf die verschiedenen N-Konzentrationen (Tab. 23).

Tab. 22: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses von N-Konzentration auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Myzelbewuchs der Duranflaschen. Die Auswertung der Duranflaschen erfolgte getrennt nach den in den Duranflaschen vorhandenen Prüfkörpern aus Esche, Eiche und Robinie.

Einfaktorielle ANOVA					
Abhängige Variable: Myzelbewuchs der Duranflasche (in %)					
	Quadratsumme	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Esche					
Zwischen den Gruppen	1370,455	2	685,227	6,338	0,003
Innerhalb der Gruppen	6811,364	63	108,117		
Gesamt	8181,818	65			
Eiche					
Zwischen den Gruppen	12811,364	2	6405,682	13,705	0,000
Innerhalb der Gruppen	29446,591	63	467,406		
Gesamt	42257,955	65			
Robinie (nur Kernholz)					
Zwischen den Gruppen	25,486	2	12,743	0,079	0,930
Innerhalb der Gruppen	9252,693	53	174,578		
Gesamt	9278,125	55			

Ergebnisse

Tab. 23: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche des Myzelbewuchses (durch *P. fraxinea*) der Duranflaschen in Abhängigkeit von der N-Konzentration im Nährmedium getrennt nach den getesteten Baum-/Holzarten.

Mehrfachvergleiche							
Abhängige Variable: Myzelbewuchs der Duranflaschen (in %)							
Test	(I) N- Konzentration	(J) N- Konzentration	Mittlere Differenz (I - J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
						Untergrenze	Obergrenze
Esche							
Games- Howell	Kein N	0,1 g N/I	-3,409	3,067	0,513	-10,91	4,09
		0,351 g N/I	-10,909	2,843	0,001	-17,84	-3,98
	0,1 g N/I	Kein N	3,409	3,067	0,513	-4,09	10,91
		0,351 g N/I	-7,500	3,463	0,089	-15,92	0,92
	0,351 g N/I	Kein N	10,909	2,843	0,001	3,98	17,84
		0,1 g N/I	7,500	3,463	0,089	-0,92	15,92
Eiche							
Games- Howell	Kein N	0,1 g N/I	-18,409	7,644	0,053	-37,00	0,18
		0,351 g N/I	-34,091	6,239	0,000	-49,54	-18,64
	0,1 g N/I	Kein N	18,409	7,644	0,053	-0,18	37,00
		0,351 g N/I	-15,682	5,488	0,021	-29,22	-2,14
	0,351 g N/I	Kein N	34,091	6,239	0,000	18,64	49,54
		0,1 g N/I	15,682	5,488	0,021	2,14	29,22
Robinie (nur Kernholz)							
Tukey- HSD	Kein N	0,1 g N/I	1,667	4,404	0,924	-8,95	12,29
		0,351 g N/I	0,639	4,293	0,988	-9,71	10,99
	0,1 g N/I	Kein N	-1,667	4,404	0,924	-12,29	8,95
		0,351 g N/I	-1,028	4,293	0,969	-11,38	9,32
	0,351 g N/I	Kein N	-0,639	4,293	0,988	-10,99	9,71
		0,1 g N/I	1,028	4,293	0,969	-9,32	11,38

Abbildung 33 zeigt, dass der Myzelbewuchs der Duranflaschen in Abhängigkeit von der getesteten Baum-/Holzart sehr unterschiedlich war. Bei der Esche waren 24 Duranflaschen (= 36,4 %) zu 90-100 % mit Myzel bewachsen. Der geringste Myzelbewuchs (60 % der Flasche mit Pilzmyzel bewachsen) kam bei nur 2 von 66 Flaschen vor (Abb. 33). Bei der Eiche waren 11 Duranflaschen (= 16,7 %) zu 90-100 % mit Myzel bewachsen. Die meisten Duranflaschen (32 Stück = 48,5 %) wiesen bei dieser Holzart einen Myzelbewuchs zwischen 60-80 % auf. Eine Duranflasche war nicht von Myzel bewachsen (Abb. 33). Im Gegensatz dazu waren bei der Robinie die meisten Duranflaschen (47 Stück = 83,9 %) nur zu 0-20 % mit Myzel bewachsen. Das Maximum war bei Robinie bei 90 % Myzelbewuchs erreicht (Abb. 33).

Ergebnisse

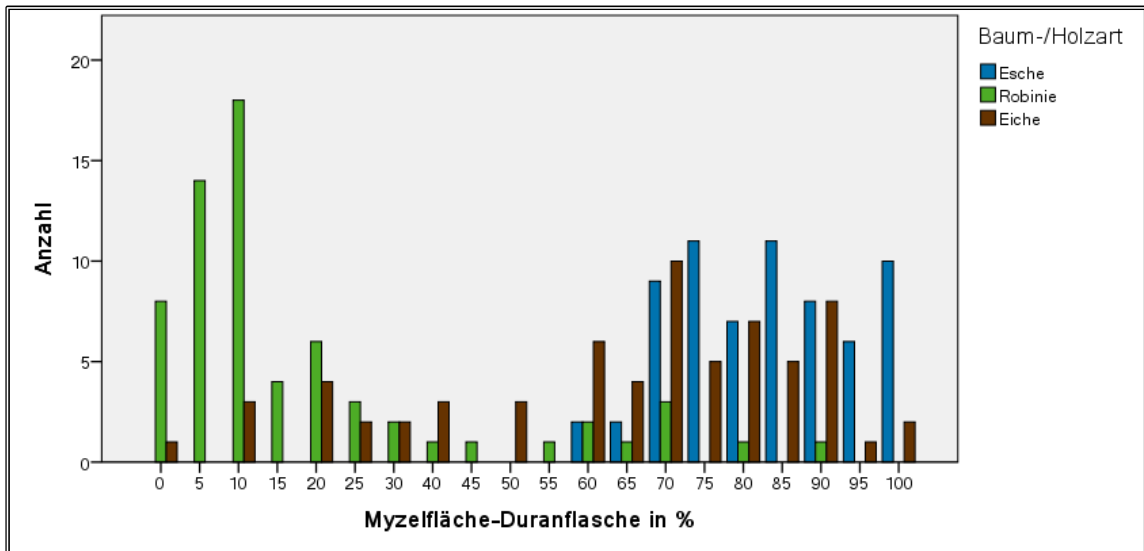


Abb. 33: Myzelbewuchs an den Innenseiten der Duranflaschen (in %) getrennt nach Esche, Eiche und Robinie (nur Kernholz).

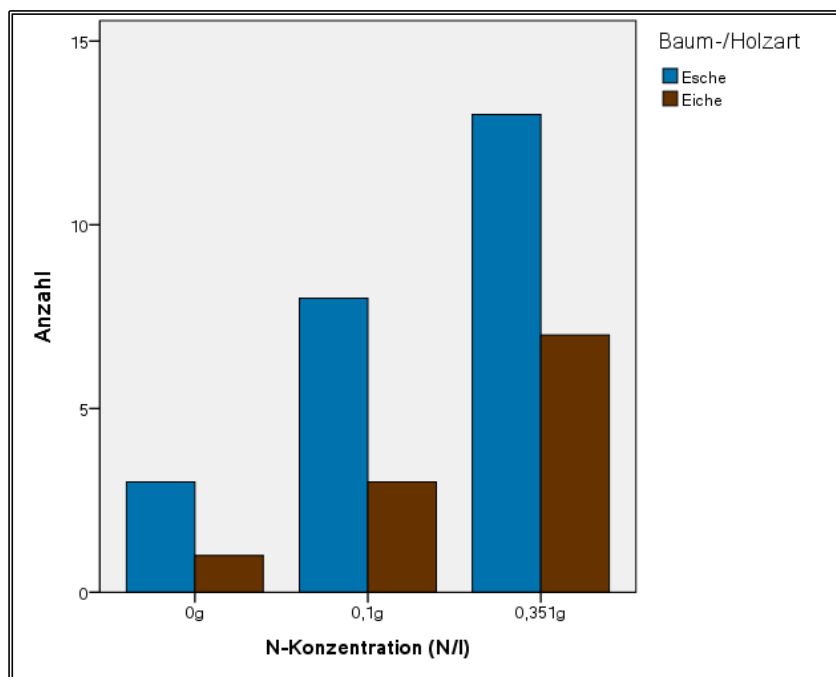


Abb. 34: Anzahl der Duranflaschen, deren Innenseiten zu 90-100 % mit Myzel bewachsen waren, in Abhängigkeit von der jeweiligen N-Konzentration im Nährmedium (die Ergebnisse beziehen sich auf Duranflaschen mit Prüfkörpern aus Esche und Eiche).

Wie bereits beim Myzelbewuchs der Prüfkörper, führte eine höhere N-Konzentration auch zu mehr Myzelbewuchs an den Duran-Flaschen (Abb. 34). Betrachtet man die Ergebnisse für Esche und Eiche wiederum gemeinsam, so zeigten bei der Kontrolle nur 4 Duranflaschen (9,1 %) einen Myzelbewuchs von 90-100 %, bei einer N-Konzentration von 0,1 g N/l waren es bereits 11 Duranflaschen (25 %) und bei einer N-Konzentration von 0,351 g N/l waren es bereits 20 Duranflaschen (45,5 %) (Abb. 34). Auffällig ist, dass es sowohl bei der Kontrolle, als auch bei der 0,1 g N/l-Variante jeweils nur eine Duranflasche gab, die zu 100 % mit Myzel bewachsen war, während es bei der 0,351 g N/l-Variante 10 Duranflaschen waren.

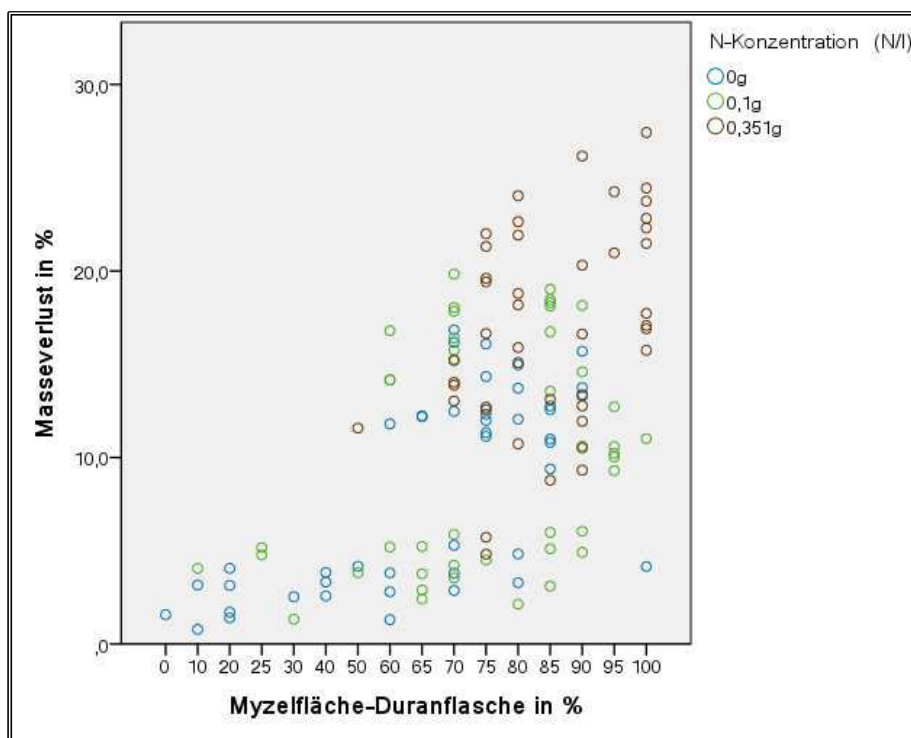


Abb. 35: Zusammenhang zwischen der Myzelfläche an den Innenseiten einer Duranflasche und dem Masseverlust bei Prüf-körpern aus Esche und Eiche nach dem Holzabbau durch *P. fraxinea*.

In Abbildung 35 wurde bei Esche und Eiche dem prozentualen Myzelbewuchs der Duranflaschen der im Abbaubersuch erzielte Masseverlust gegenübergestellt. Dabei zeigt sich ein ähnliches Bild wie beim Myzelbewuchs der Prüfkörper: Je mehr eine Duranflasche mit Myzel bewachsen war, desto mehr Holz wurde tendenziell abgebaut (Abb. 35). Holzabbauraten zwischen 20 % und 27,4 % gab es nur bei einem Myzelbewuchs der Duranflaschen zwischen 75 % und 100 % und einer N-Konzentration von 0,351 g N/l. Bei einem Myzelbewuchs der

Duranflaschen zwischen 0 % und 40 % lagen hingegen die Holzabbauraten unter 10 % (Abb. 35).

3.2.5 *Initiale Fruchtkörperstadien*

In einigen Duranflaschen hatten sich während des über 18 Wochen laufenden Abbaubversuchs bereits initiale Fruchtkörperstadien (Abb. 40 links) von *P. fraxinea* gebildet (siehe Kap. 2.1.1.3). Um zu prüfen, ob es einen Zusammenhang zwischen verschiedenen Faktoren (Baum-/Holzart, N-Konzentration und Masseverlust) und den gebildeten initialen Fruchtkörperstadien gibt, wurden Chi-Quadrat-Tests und der U-Test nach Mann und Whitney durchgeführt.

Dabei zeigte sich, dass es sowohl zwischen den einzelnen Baum-/Holzarten und den Fruchtkörperstadien (Tab. 24), als auch zwischen den Holzabbauraten und den Fruchtkörperstadien (Tab. 25) einen höchst signifikanten Zusammenhang gab. Die N-Konzentration hatte hingegen keinen signifikanten Einfluss auf die Bildung von initialen Fruchtkörperstadien (Tab. 24). Die mittleren Ränge von 71,9 bei gebildeten Fruchtkörperstadien und 107,0 bei nicht gebildeten Fruchtkörperstadien bedeuten, dass initiale Fruchtkörperstadien im Schnitt bei niedrigeren Abbauraten gebildet wurden (Tab. 25). Dieser Umstand bestätigt sich auch bei der Betrachtung der gebildeten Mediane der Abbauraten für die Gruppe der ausgebildeten und nicht gebildeten initialen Fruchtkörperstadien, die zeigt, dass der Median bei der Gruppe mit den nicht ausgebildeten Fruchtkörperstadien mit 10,6 um ein Vielfaches höher ist als in jener, in der initiale Fruchtkörperstadien gebildet wurden (Tab. 26).

Tab. 24: Ergebnisse der Chi-Quadrat-Tests zur Prüfung des Einflusses von Baum-/Holzart und N-Konzentration auf die Bildung von initialen Fruchtkörperstadien durch *P. fraxinea*.

Chi-Quadrat-Tests			
	Wert	df	Asymptotische Signifikanz (2-seitig)
Baum-/ Holzart			
Chi-Quadrat nach Pearson	38,770	2	0,000
Likelihood-Quotient	39,187	2	0,000
Anzahl der gültigen Fälle	188		
N-Konzentration			
Chi-Quadrat nach Pearson	1,498	2	0,473
Likelihood-Quotient	1,520	2	0,468
Anzahl der gültigen Fälle	188		

Tab. 25: Ergebnisse des U-Tests nach Mann-Whitney zur Prüfung von Zusammenhängen zwischen dem durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Masseverlust an Prüfkörpern aus Esche, Eiche und Robinie und der Bildung von initialen Fruchtkörperstadien.

Mann-Whitney-Test				
Ränge				
	Initiale Fruchtkörperstadien	N	Mittlerer Rang	Rangsumme
Masseverlust in %	Nein	121	107,00	12947,50
	Ja	67	71,92	4818,50
	Gesamt	188		
Statistik für Test				
	Masseverlust in %			
Mann-Whitney-U	2540,500			
Wilcoxon-W	4818,500			
Z	-4,234			
Asymptotische Signifikanz (2-seitig)	0,000			

Tab. 26: Gebildete Mediane für die Abbauraten durch *P. fraxinea* bei gebildeten und nicht gebildeten initialen Fruchtkörperstadien.

Zusammenfassung von Fällen		
Abhängige Variable: Masseverlust (in %)t		
Initiale Fruchtkörperbildung	N	Median
Nein	121	10,586
Ja	67	0,705
Gesamt	188	5,260

Wertet man die Zusammenhänge zwischen der Bildung initialer Fruchtkörperstadien und der N-Konzentration beziehungsweise dem erzielten Masseverlust getrennt nach den Baum-/Holzarten aus, ist zu erkennen, dass – außer bei der Esche – bei einer N-Konzentration von 0,351 g N/l generell weniger initiale Fruchtkörper gebildet wurden.

Betrachtet man den Zusammenhang zwischen Masseverlust und den gebildeten initialen Fruchtkörperstadien, so zeigt sich, dass mit steigender Abbaurate tendenziell weniger initiale Fruchtkörper gebildet wurden. Dennoch wurden auch bei hohen Abbauraten (z. B. 26,2 % bei Esche) noch initiale Fruchtkörperstadien gebildet (Abb. 36).

Die meisten initialen Fruchtkörper (38) wurden bei der Robinie gebildet, gefolgt von der Esche mit 19 und der Eiche mit 10 initialen Fruchtkörpern.

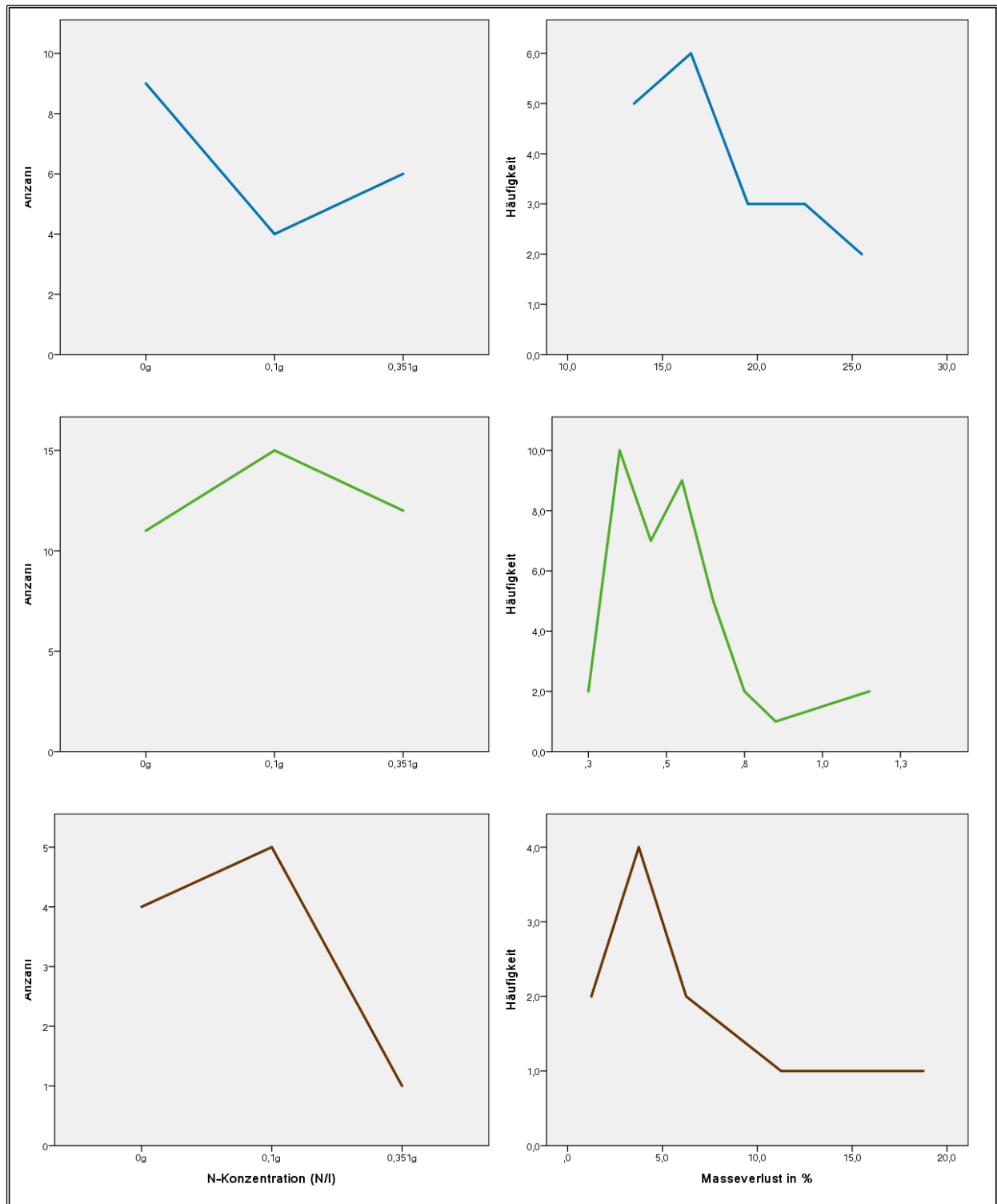


Abb. 36: Anzahl der gebildeten initialen Fruchtkörperstadien in Abhängigkeit von den getesteten N-Konzentrationen (links) und vom gemessenen Masseverlust (rechts), getrennt nach Baum-/Holzart.

Legende

- Esche —
- Eiche —
- Robinie (nur Kernholz) —

3.2.6 Kontamination durch Fremdpilze

Kontaminationen durch Fremdpilze am Prüfkörper traten nur selten auf: bei der Esche lagen aufgrund des durchgehend starken Myzelbewuchs an der Prüfkörperoberfläche überhaupt keine Kontaminationen durch Fremdpilze vor, bei der Eiche trat in 4,5 % der Fälle zusätzlich zu *P. fraxinea* am Prüfkörper ein Fremdpilz auf, bei der Robinie in 25 % der Fälle.

Generell zeigte sich, dass eine zusätzliche Kontamination am Prüfkörper eher bei geringerem Myzelbewuchs der Prüfkörper auftrat (U-Test nach Mann & Whitney – siehe Anhang Teil D und Abb. 37).

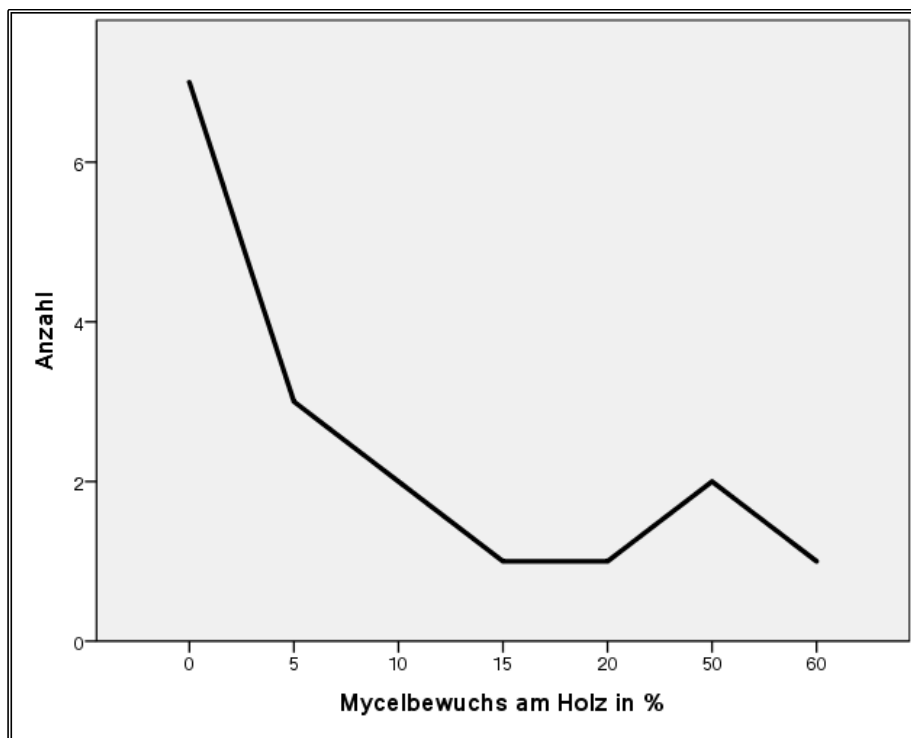


Abb. 37: Zusammenhang zwischen Myzelbewuchs am Prüfkörper und der Kontamination durch Fremdpilze an der Prüfkörperoberfläche für die Prüfkörper aus Eiche und Robinie.

3.3 Stickstoffgehalte der Prüfkörper und des Nährbodens

3.3.1 *Prüfkörper*

Wie bei den Analysen zum Masseverlust durch den Pilzangriff, wurden die N_t -Gehalte zunächst ebenfalls auf Normalverteilung und Homogenität der Varianzen geprüft. Da die Stichprobenanzahl pro Baumart bei den Prüfkörpern vor dem Abbauersuch zu gering war, wurde die Varianzhomogenität nur bei den Prüfkörpern nach dem Abbauersuch geprüft.

Da die Werte hinreichend normalverteilt waren und bei allen drei Baum-/Holzarten Varianzhomogenität vorlag, konnten für die Auswertung der N_t -Gehalte verschiedene Varianzanalysen herangezogen werden.

Die durchgeführten einfaktoriellen Varianzanalysen zeigten, dass die jeweilige Baum-/Holzart einen höchst signifikanten Einfluss auf den N_t -Gehalt¹² der Prüfkörper hatte (Tab. 27), wogegen die N-Konzentration des Nährbodens und die Stammhöhe keinen signifikanten Einfluss auf die N_t -Gehalte der Prüfkörper hatte.

Anhand der Mehrfachvergleiche konnte zudem gezeigt werden, dass sich der N_t -Gehalt der Prüfkörper der Robinie signifikant vom N_t -Gehalt der Esche und Eiche unterschied. Zwischen den N_t -Gehalten bei Esche und Eiche gab es hingegen keinen signifikanten Unterschied (Tab. 28, Abb. 38).

¹² Bei den Varianzanalysen wurden sowohl die N_t -Gehalte vor, als auch nach dem Abbauersuch berücksichtigt.

Ergebnisse

Tab. 27: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses von Baum-/Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbauersuch.

Einfaktorielle ANOVA					
Abhängige Variable: N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie					
	Quadratsumme	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Baum-/Holzart					
Zwischen den Gruppen	0,106	2	0,053	42,076	0,000
Innerhalb der Gruppen	0,103	82	0,001		
Gesamt	0,209	84			
N-Konzentration im Nährmedium					
Zwischen den Gruppen	0,009	2	0,005	2,059	0,137
Innerhalb der Gruppen	0,129	58	0,002		
Gesamt	0,139	60			
Stammhöhe					
Zwischen den Gruppen	0,005	2	0,003	1,048	0,355
Innerhalb der Gruppen	0,204	82	0,002		
Gesamt	0,209	84			

Tab. 28: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbauersuch, in Abhängigkeit von der Baum-/Holzart.

Mehrfachvergleiche							
Abhängige Variable: N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie							
Test	(I) Baum-/Holzart	(J) Baum-/Holzart	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
						Untergrenze	Obergrenze
Tukey-HSD	Esche	Robinie	-0,06380	0,00930	0,000	-0,0860	-0,0416
		Eiche	0,01333	0,01024	0,398	-0,0111	0,0378
	Robinie	Esche	0,06380	0,00930	0,000	0,0416	0,0860
		Eiche	0,07713	0,00930	0,000	0,0549	0,0993
	Eiche	Esche	-0,01333	0,01024	0,398	-0,0378	0,0111
		Robinie	-0,07713	0,00930	0,000	-0,0993	-0,0549

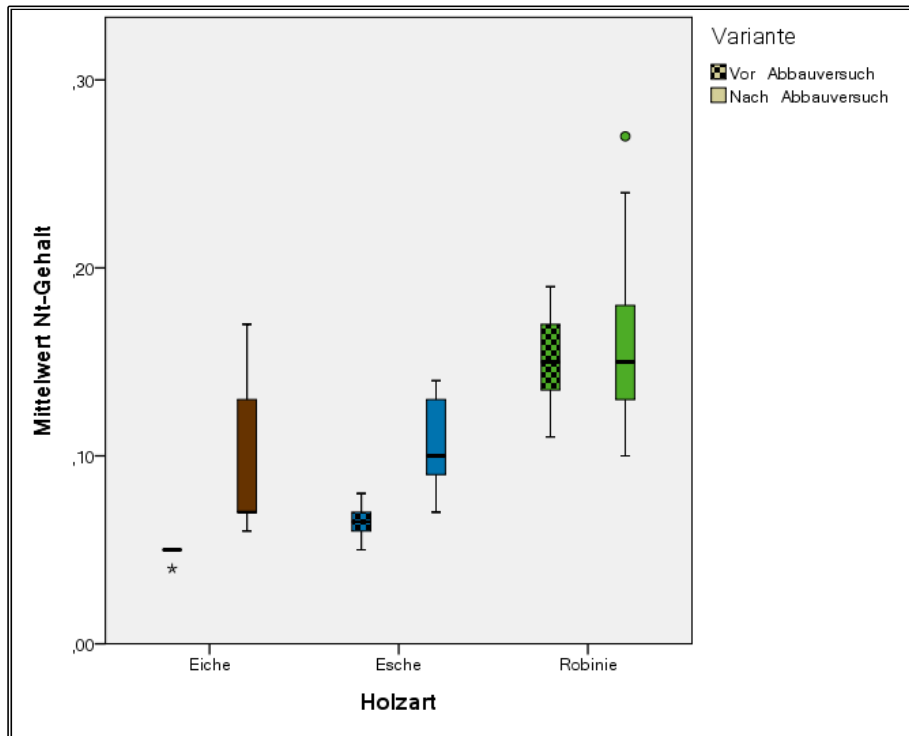


Abb. 38: Vergleich der N_t -Gehalte (in %) der Prüfkörper getrennt nach Baum-/Holzarten vor ($N = 24$) und nach dem Abbauversuch ($N = 61$).

Über alle Baum-/Holzarten hinweg, hatte die N-Konzentration im Nährboden keinen signifikanten Einfluss auf die N_t -Gehalte der Prüfkörper (Tab. 27). Führt man die einfaktorielle ANOVA jedoch getrennt nach Baumarten durch, so zeigte sich bei der Eiche sehr wohl ein höchst signifikanter Einfluss der N-Konzentration. Bei allen Baum-/Holzarten ist zumindest zu erkennen, dass bei höherer N-Konzentration im Nährboden auch der N_t -Gehalt der Prüfkörper tendenziell zunimmt (Tab. 29).

Tab. 29: Mittelwerte des N_t -Gehaltes (in %) der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von den getesteten N-Konzentrationen im Nährboden nach dem Abbaubersuch.

Deskriptive Statistik						
Abhängige Variable: N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie						
N-Konzentration	N	Mittelwert (N_t -Gehalt in Gew%)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Esche						
Kein N	6	0,0900	0,02098	0,00856	0,07	0,13
0,1 g N/l	6	0,1083	0,01835	0,00749	0,09	0,14
0,351 g N/l	6	0,1150	0,02074	0,00847	0,09	0,14
Eiche						
Kein N	6	0,0700	0,00623	0,00258	0,06	0,08
0,1 g N/l	6	0,0700	0,01095	0,00447	0,06	0,09
0,351 g N/l	6	0,1367	0,02338	0,00955	0,10	0,17
Robinie						
Kein N	8	0,1500	0,03295	0,01165	0,11	0,22
0,1 g N/l	10	0,1710	0,04954	0,01567	0,10	0,24
0,351 g N/l	7	0,1600	0,5477	0,2070	0,11	0,27

Um zu prüfen, ob es signifikante Unterschiede zwischen den N_t -Gehalten der Prüfkörper vor und nach dem Abbaubersuch gibt, wurde zunächst über alle Baum-/Holzarten ein T-Test durchgeführt (Tab. 30). Das Ergebnis zeigte, dass es mit $p = 0,105$ keinen signifikanten Unterschied zwischen den N_t -Gehalten der Prüfkörper vor und nach dem Abbaubersuch gab. Führt man die T-Tests jedoch getrennt nach den einzelnen Baum-/Holzarten durch (Tab. 30), so zeigte sich, dass es bei Esche und Eiche einen signifikanten Unterschied im N_t -Gehalt der Prüfkörper vor und nach dem Abbaubersuch gab.

Tab. 30: Ergebnisse des Mittelwertvergleichs der N_t -Gehalte der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbaubersuch mittels T-Tests.

Test bei unabhängigen Stichproben							
Abhängige Variable: N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie							
	Levene-Test der Varianzgleichheit		T-Test für die Mittelwertgleichheit				
	F	Signifikanz	T	df	Signifikanz	Mittlere Differenz	Standardfehler der Differenz
Esche							
Varianzen sind gleich	4,240	0,052	-4,233	22	0,000	-0,03944	0,00932
Eiche							
Varianzen sind nicht gleich	12,871	0,002	-5,157	18,284	0,000	-0,04389	0,00851
Robinie (Kern- und Splintholz)							
Varianzen sind nicht gleich	4,501	0,041	-0,742	33,896	0,463	-0,00870	0,01173
Alle Baum-/Holzarten zusammengefasst							
Varianzen sind gleich	2,584	0,112	-1,640	83	0,105	-0,01952	0,01190

Betrachtet man die mittleren N_t -Gehalte der Prüfkörper nach dem Abbaubersuch getrennt nach Baum-/Holzarten, so zeigt sich, dass die Robinie mit 0,16 % die höchsten N_t -Gehalte hatte, gefolgt von der Esche mit 0,09 % und der Eiche mit 0,08 % (Tab. 31, Abb. 38). Bei der Robinie war zudem zu erkennen, dass die N_t -Gehalte des Kernholzes mit 0,15 % geringer waren als jene des Splintholzes mit 0,18 % (Tab. 31).

Betrachtet man alle N_t -Gehalte der Prüfkörper vor und nach dem Abbaubersuch getrennt, so ist auffällig, dass die Prüfkörper nach dem Abbaubersuch durchwegs höhere N_t -Gehalte hatten (Tab. 31).

Ergebnisse

Tab. 31: Mittelwerte des N_t -Gehaltes in Gew% der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbaubersuch.

Deskriptive Statistik						
Abhängige Variable: N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie						
	N	Mittelwert (Gew%)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Esche						
Vor Abbaubersuch	6	0,0650	0,01049	0,00428	0,05	0,08
Nach Abbaubersuch	18	0,1044	0,02175	0,00513	0,07	0,14
Gesamt	24	0,0946	0,02604	0,00532	0,05	0,14
Eiche						
Vor Abbaubersuch	6	0,0483	0,00408	0,00167	0,04	0,05
Nach Abbaubersuch	18	0,0922	0,03541	0,00835	0,06	0,17
Gesamt	24	0,0813	0,03615	0,00738	0,04	0,17
Robinie (nur Kernholz)						
Vor Abbaubersuch	6	0,1367	0,02066	0,00843	0,11	0,16
Nach Abbaubersuch	21	0,1543	0,04411	0,00963	0,10	0,27
Gesamt	27	0,1504	0,04043	0,00778	0,10	0,27
Robinie (nur Splintholz)						
Vor Abbaubersuch	6	0,1683	0,02041	0,00833	0,15	0,19
Nach Abbaubersuch	4	0,1975	0,03862	0,01931	0,14	0,22
Gesamt	10	0,1800	0,03091	0,00978	0,14	0,22
Robinie (Kern- und Splintholz)						
Vor Abbaubersuch	12	0,1525	0,02563	0,00740	0,11	0,19
Nach Abbaubersuch	25	0,1612	0,04549	0,00910	0,10	0,27
Gesamt	37	0,1584	0,03997	0,00657	0,10	0,27
Alle Baum-/Holzarten zusammengefasst						
Vor Abbaubersuch	24	0,1046	0,05267	0,1075	0,04	0,19
Nach Abbaubersuch	61	0,1241	0,4808	0,00616	0,06	0,27
Gesamt	85	0,1186	0,04988	0,00541	0,04	0,27

3.3.2 Nährboden

Das 2%ige Malz-Agar-Medium ohne Zugabe von Stickstoff hatte einen N_t -Gehalt von 0,01 %. Die 0,1 g N/l-Variante hatte einen N_t -Gehalt von 0,03 % und die 0,351 g N/l-Variante einen N_t -Gehalt von 0,05 %.

4 Diskussion

Da Stickstoff im Boden und im Holz in verschiedenen Formen (siehe Kap. 1.3 und 1.4) vorkommt (Scheffer et al. 2010), war es zunächst wichtig, eine für den Abbauersuch passende N-Quelle zu finden. Dabei muss auch berücksichtigt werden, dass Pilze nicht jede N-Quelle im gleichen Maße nutzen können, bzw. bestimmte N-Quellen bevorzugen (Cowling & Merrill 1966). Verschiedene Versuche (Käärik 1960, Cowling & Merrill 1966, Hacskeylo 1954) haben gezeigt, dass von den anorganischen N-Quellen Ammoniumsulfat und Ammoniumtetrat gute N-Quellen für Pilze sind, bei den organischen N-Quellen hat sich Asparagin bewährt.

Stickstoff stellt eine wichtige Grundlage für Wachstum und Entwicklung der Pilze dar. Dix und Webster (1995) geben an, dass für ein gutes Pilzwachstum eine höhere N-Konzentration essentiell ist. Sinkt die N-Konzentration unter einen gewissen Level, stellen Pilze in der Regel ihre Entwicklung ein. Holz- und Baumpilze haben aber Mechanismen entwickelt, um mit bemerkenswert niedrigen N-Konzentrationen auszukommen. Cowling & Merrill (1966) nennen drei Mechanismen:

- ① Physiologische Anpassung der Holz- und Baumpilze, um das vorhandene N-Angebot optimal nutzen zu können.
- ① Die Wiederverwertung von Stickstoff aus eigenen Zellen durch Autolyse.
- ① Die Nutzung von N-Quellen außerhalb des befallenen Holzes.

Aus den Angaben in der Literatur wurde geschlossen, dass *P. fraxinea* bei mehr N-Verfügbarkeit ein besseres Wachstum *in vitro* zeigen sollte und sich bei der Testung verschiedener N-Quellen eine Präferenz für eine N-Quelle ergeben sollte. In diesem Zusammenhang stellen Cartwright & Findlay (1934) jedoch klar, dass kein eindeutiger Zusammenhang zwischen der Wachstumsrate eines Pilzes *in vitro* und seiner tatsächlichen Holzabbaurate besteht.

4.1 Diskussion der Ergebnisse des Wachstumsversuchs

Im Zuge des Wachstumsversuches (siehe Kap. 2.5 und 3.1) wurde zunächst geprüft, welche der drei in der Literatur als besonders geeignet beschriebene N-Quellen (Ammoniumsulfat, Ammoniumtatarat und Asparagin) zu einem gesteigerten Myzelwachstum von *P. fraxinea* *in vitro* führt. Dabei ergaben sich folgende Ergebnisse:

- Bei der N-Quelle Asparagin und einer N-Konzentration von 0,351 g N/l zeigte *P. fraxinea* die mit Abstand beste Wachstumsleistung *in vitro*. Bei der geringeren N-Konzentration von 0,1 g N/l lag der Radialzuwachs bei dieser N-Quelle jedoch unter jenem der Kontrolle.
- Die Zugabe von Ammoniumsulfat, als auch Ammoniumtatarat führte hingegen zu keiner Zunahme des Radialzuwachses, vielmehr lagen die Werte in allen Fällen unter jenen der Kontrolle.

Somit bestätigt sich die Aussage von Dix und Webster (1995), dass ein Mehr an verfügbarem Stickstoff bei Pilzen jeweils zu besserem Wachstum führt, nur für die Asparagin-Variante mit der hohen N-Konzentration. Dass manche saprophytische Pilze aber auch Mykorrhiza-Pilze bei weniger N-Angebot sogar höhere Radialzuwächse verzeichnen können, als bei höherem N-Angebot, zeigen die Arbeiten von Arnebrant (1994) und Littke et al. (1984). Littke et al. (1984) streichen aber heraus, dass ein höheres N-Angebot bei der Mehrzahl der untersuchten Pilze in der Regel zu gleichem oder besserem Pilzwachstum führt.

Montgomery (1936) hat in einer detaillierten Studie zu *P. fraxinea* unter anderem den Effekt von Stickstoff auf die Bildung von Enzymen durch den Eschenbaumschwamm untersucht. Er konnte nachweisen, dass die Aktivität der Enzyme mit dem Wachstum des Pilzes korreliert. Im Detail konnte er zeigen, dass das vollständige Fehlen von Stickstoff zu einer Abnahme der Enzym-Aktivität des Pilzes führte. Allerdings führte eine weitere Erhöhung der Menge an Stickstoff über die geringste, von ihm getestete N-Konzentration hinaus, zu keiner Zunahme der Enzymaktivität. Montgomery (1936) folgert daraus, dass offenbar bereits eine sehr geringe N-Konzentration im Medium ausreicht, um die Enzyme aktiv zu halten.

In der erwähnten Studie wurden als flüssige synthetische Medien das Brown's Medium, sowie das Czapek's & Dox's Solution II Medium verwendet. Die verwendeten N-Quellen waren

Asparagin, Natriumnitrat und Ammoniumnitrat in verschiedenen Konzentrationen (Montgomery 1936). Brown's Medium setzt sich aus 2 g Glucose, 1,25 g K_2HPO_4 , 2 g Asparagin, 0,75 g $MgSO_4 \cdot 7H_2O$, 15-20 g Agar-Agar und 1000 ml Aqua deion. zusammen (Bisen 2014). Das Czapek & Dox Medium enthält unter anderem je nach Rezeptur 2 oder 3 g Natriumnitrat (Atlas & Parks 1993). Da in der vorliegenden Arbeit nicht mit Natrium- oder Ammoniumnitrat gearbeitet wurde, soll hier als Vergleich nur auf das Brown's Medium und somit nur auf Asparagin eingegangen werden: Die niedrigste in Montgomery's (1936) Studie verwendete N-Konzentration war eine Variante mit 0,05 % Asparagin (d. s. 0,106 g N/l). Welche höheren N-Konzentrationen in der o. g. Arbeit verwendet wurden, wird in der Publikation leider nicht erwähnt. Geht man aber davon aus, dass das oben angeführte Rezept von Brown's Medium¹³ im Normalfall 2 g Asparagin pro Liter enthält, so wären das umgerechnet 0,424 g N/l¹⁴.

Die in der vorliegenden Arbeit verwendeten N-Konzentrationen lagen bei der geringeren N-Konzentration mit 0,1 g N/l somit in dem von Montgomery (1936) angegebenen Bereich (niedrigste N-Konzentration), bei der höheren N-Konzentration von 0,351 g N/l hingegen etwas unterhalb der von Montgomery mutmaßlich verwendeten Konzentration. Da *P. fraxinea* in der vorliegenden Studie bei der höheren Konzentration von Asparagin *in vitro* eine deutlich bessere Wachstumsrate gezeigt hat, dürfte die Grenze der N-Aufnahme (N-Sättigung) bei Asparagin – zumindest auf 2% MEA – erst bei einer noch höheren N-Konzentrationen erreicht werden. Die unterschiedlichen Ergebnisse der beiden Studien könnten darauf zurückzuführen sein, dass dieselbe N-Konzentrationen auf Brown's Medium zu anderen Ergebnissen führt wie auf 2%igen Malz-Agar-Medium, wobei hier die Verfügbarkeit anderer Nährstoffe sowie der pH Wert des Nährmediums eine wesentliche Rolle spielen könnten. Da in der vorliegenden Studie die Ergebnisse bei der Zugabe von Ammoniumsulfat und Ammoniumtartrat bei gleichen N-Konzentrationen anders gelagert waren, liegt die Vermutung nahe, dass nicht nur die N-Konzentrationen sondern auch die Art der N-Quelle einen wesentlichen Einfluss auf die Wachstumsrate von *P. fraxinea* hat. Hier könnten wiederum die schon o. g. Parameter (z. B. pH-Wert, etc.) zu den unterschiedlichen Ergebnissen geführt haben.

Ein Einfluss des pH-Werts wurden auch von HacsKaylo et al. (1954) vermutet, die Wachstumsversuche mit unterschiedlichen Pilzarten und N-Quellen durchgeführt haben. Ähnlich wie in der vorliegenden Arbeit wurde auch in dieser Studie bei Ammoniumsulfat eine geringere Wachstumsleistung beobachtet. HacsKaylo et al. (1954) vermuten, dass diese

¹³ Montgomery (1936) gibt in seiner Arbeit keine detaillierten Angaben zu den von ihm verwendeten Nährboden-Rezepturen. Es besteht daher die Möglichkeit, dass das von Montgomery verwendete Rezept für Brown's Medium, von jenem in Standardwerken zur Herstellung von Nährböden (z. B. Bisen 2014) abwich.

¹⁴ Berechnung der N-Gehalte siehe Anhang Teil A.

Hemmung des Pilzwachstums zumindest teilweise auf die niedrigen pH-Werte des Mediums zurückzuführen ist. Nachdem der pH-Wert durch die Zugabe von Fumarsäure erhöht wurde, waren die Ergebnisse bei Ammoniumsulfat in ihrer Studie ähnlich denen von Asparagin. Dies kann vielleicht auch erklären, warum bei der vorliegenden Arbeit sowohl bei Ammoniumsulfat als auch bei Ammoniumtetratrat die Wachstumsraten bei der niedrigeren N-Variante (0,1 g N/l) jeweils besser waren als bei der höheren N-Variante (0,351 g N/l) und beide Varianten unter dem Wert der Kontrolle lagen. In der vorliegenden Arbeit war der pH-Wert bei der niedrigeren N-Konzentration (0,1 g N/l) von Ammoniumsulfat und Ammoniumtetratrat geringfügig höher¹⁵ als bei der höheren Konzentration (0,351 g N/l) (Tab. 2).

Pauschale Aussagen über die N-Nutzung von Pilzen sind generell schwer zu treffen, da jede Pilzart sehr spezifisch auf verschiedene N-Quellen reagiert. Zahlreiche Autoren wie Cowling & Merrill (1966), Griffin (1994), Hacskeylo et al. (1954), Jennings (1995), Käärik (1960), Lilly & Barnett (1951) und Schmidt (1994) geben an, dass verschiedene Pilzarten unterschiedliche N-Quellen bevorzugen. Steinberg (1939) gibt ferner an, dass verschiedene Elemente wie Kohlenstoff, aber auch Zucker wie Glucose nötig sind, damit Pilze eine bestimmte N-Quelle nutzen können.

Der durchschnittliche Radialzuwachs/Tag von *P. fraxinea* auf 2 % MEA ohne N-Zugabe betrug in der vorliegenden Arbeit 5,3 mm (siehe Kap. 3.1) und liegt damit im Mittelfeld im Vergleich zu jenen Werten (1,41 mm-9,29 mm/Tag), die in anderen Studien auf Nährmedien mit unterschiedlichen Gewichtsanteilen von Malzextrakt und Agar ermittelt wurden (Baxter 1925, Campbell 1938, Kehr et al. 2000b, Nobles 1965, Stalpers 1978). Die in den erwähnten Studien erzielten Wachstumsraten wurden zum Teil auch vom Mischungsverhältnis zwischen Malzextrakt und Agar beeinflusst. Baxter (1925) hat viele Tests durchgeführt um die optimale Konzentration von Malzextrakt herauszufinden. Die Ergebnisse dieser Tests bestätigen einen Einfluss der Konzentration, auch wenn dieser nicht so gravierend ist, wie ursprünglich angenommen. Bei seinen Versuchen haben sich folgende Gewichtsanteile als am besten geeignet herausgestellt: 25 g Agar, 25 g Malzextrakt und 1000 ml Aqua deion. Das in vorliegender Studie verwendete Medium enthielt 16 g Agar und 20 g Malzextrakt (siehe Kap. 2.4).

Zum Vergleich der für *P. fraxinea* erhobenen Wachstumsrate mit jenen anderer *Perenniporia*-Arten können die Ergebnisse von Flott & Gilbertson (1991) herangezogen werden, die

¹⁵ Der pH-Wert lag bei Ammoniumsulfat nach dem Autoklavieren bei der niedrigeren N-Variante (0,1 g N/l) bei 5,81 und bei der höheren N-Variante (0,51 g N/l) bei 5,78. Bei Ammoniumtetratrat lag der pH-Wert bei der niedrigeren N-Variante bei 5,84 und bei der höheren N-Variante auch bei 5,78.

Wachstumstests mit Kulturen von vier anderen *Perenniporia*-Arten¹⁶ durchführten. Die gemessenen Wachstumsraten auf 2 % MEA bei 25°C und Dunkelheit lagen in der o. g. Studie zwischen 1 und 8 mm/Tag; im Durchschnitt bei 4,75 mm/Tag. Die Ergebnisse des Wachstumstests der vorliegenden Arbeit liegen demnach im Mittelfeld beziehungsweise gehört *P. fraxinea* tendenziell zu den schneller wachsenden *Perenniporia*-Arten.

4.2 Diskussion der Ergebnisse des Abbauersuchs

Es existieren zahlreiche Studien, bei denen der Masseverlust von Prüfkörpern als Maß für den Holzabbau herangezogen wird. Unterschiede im Masseverlust können dabei auf verschiedene Faktoren zurückzuführen sein: Eine besonders wichtige Einflussgröße ist natürlich die Holzart, die aufgrund der unterschiedlichen Holzanatomie, Rohdichte, Gewebestruktur sowie der im Holz eingelagerten Substanzen den Masseverlust wesentlich beeinflusst. Aber auch die Wahl des Erregers und die Umweltfaktoren (Temperatur, Holzfeuchte, pH-Wert, Sauerstoffgehalt) bestimmen den Masseverlust (Engels 1998, Schwarze et. al 2011). Pauschale Angaben über das Abbauverhalten eines Pilzes sind daher schwer zu treffen. Tabelle 32 zeigt, dass die Abbauraten verschiedener Weißfäuleerreger an ein und derselben Wirtsbaumart (hier: Buche) sehr unterschiedlich sein können. Die erzielten Abbauraten reichten hier von bloß 1 % (bei *S. commune*) bis zu 70 % (bei *T. hirsuta*).

Bei den Vorversuchen zur vorliegenden Arbeit wurde zunächst ebenfalls ein Abbauersuch mit Prüfkörpern aus Buchenholz durchgeführt, um die Virulenz von *P. fraxinea* zu prüfen und mit anderen Pilzarten vergleichen zu können. Dabei wurde nach 18 Wochen und 22°C im Mittel ein Masseverlust von 15,7 % erreicht. Damit liegt die Abbauleistung von *P. fraxinea* im Vergleich zu anderen Weißfäuleerregern (Tab. 32) im unteren Drittel. Auch Baxter (1925) merkt im Laufe seiner Arbeit zu den Kultureigenschaften von *P. fraxinea* an, dass der verursachte Holzabbau dieser Art nicht auffallend hoch ist.

¹⁶ *P. fraxinophila*, *P. medulla-panis*, *P. ohiensis* und *P. phloiophila*

Tab. 32: Erzielte Holzabbauraten (Surface-block-Methode) bei verschiedenen Weißfäuleerregern an Buchenholz nach 4 Monaten Inkubationszeit bei Zimmertemperatur (18°-20°C) bzw. 25°C.

Quelle: Danninger 1980.

Pilzart	Gewichtsverlust in %
<i>Armillaria mellea</i>	24,0
<i>Athelia</i> sp.	9,0
<i>Bjerkandera adusta</i> ^a	31,8
<i>Chondrostereum purpureum</i>	7,0
<i>Daedaleopsis confragosa</i> ^a	60,0
<i>Ganoderma</i> sp.	48,0
<i>Mycoacia uda</i>	22,0
<i>Panellus stipticus</i> ^b	11,5
<i>Phellinus igniarius</i> ^b	10,2
<i>Phlebia rufa</i>	10,0
<i>Schizophyllum commune</i>	1,0
<i>Schizopora</i> sp. ^a	24,0
<i>Stereum hirsutum</i>	14,0
<i>Trametes gibbosa</i> ^a	35,8
<i>Trametes hirsuta</i> ^a	70,4
<i>Trametes versicolor</i> ^a	36,5
<i>Xylodon radula</i>	1,0

a. Gehört wie *P. fraxinea* zur Familie der *Polyporaceae*.

b. Inkubation fand bei Zimmertemperatur statt.

In dieser Arbeit wurde im Weiteren einerseits der Frage nachgegangen, ob die getesteten Baum-/Holzarten (Esche, Eiche und Robinie) durch *P. fraxinea* unterschiedlich stark abgebaut werden, und andererseits untersucht, ob sich eine N-Zugabe zum Nährmedium positiv auf die Abbauleistung von *P. fraxinea in vitro* auswirkt.

4.2.1 Unterschiede zwischen den Baum-/Holzarten und deren Abbauraten

Die Ergebnisse des Abbauversuches zeigen in Bezug auf die durch *P. fraxinea* erzielten Abbauraten auch ohne N-Zugabe bereits deutliche Unterschiede zwischen den getesteten Baum-/Holzarten. Der durchschnittliche Masseverlust ohne Zugabe von Stickstoff betrug bei

der Esche 13 %, bei der Eiche 3 % und bei der Robinie nur 0,6 %. Ähnliche, wenn auch deutlich geringere Unterschiede im Masseverlust in Abhängigkeit von der getesteten Baum-/Holzart führen auch Schwarze et al. (2011) in ihrem Buch zu holzzersetzenden Pilzen an. *Fomes fomentarius* erzielte z. B. an Eiche einen Masseverlust von 23 %, an Buche einen von 21 %; bei *Ganoderma resinaceum* betrug der Masseverlust an Eiche 16 % und an Buche 13 % und *Inonotus dryadeus* führte an Eiche zu 3 % und an Buche zu 2 % Masseverlust. Die Ergebnisse von Danninger (1980) und von Schwarze et al. (2011) unterstreichen somit, dass die erzielten/erreichbaren Abbauraten stark von der gewählten Pilz-Wirt-Kombination abhängen. Da in vorliegender Arbeit die Abbauversuche an drei verschiedenen Baum-/Holzarten durchgeführt wurden, werden im Folgenden die Holzeigenschaften der drei Baum-/Holzarten und deren Auswirkungen auf die erzielten/erreichbaren Abbauraten erörtert:

● Holzanatomie

Schwarze (1995) gibt in seiner Dissertation holzanatomische Parameter an, die sich förderlich auf Pilzwachstum und -ausbreitung auswirken. So ist das Längsparenchym bei der Eiche apotracheal-gebändert-netzförmig angeordnet. In Verbindung mit den teilweise auffallend breiten Holzstrahlen¹⁷ ermöglicht es dem Pilz, sich rasch in radialer und tangentialer Richtung auszubreiten. Im Gegensatz dazu wird die Ausbreitung von holzabbauenden Pilzen durch den anatomischen Aufbau des Holzes der Esche und Robinie nicht begünstigt: Bei beiden Hölzern sind die Holzstrahlen im Tangentialschnitt meist viel schmaler (3-5-reihig) und nicht besonders zahlreich und das Längsparenchym bildet keine zusammenhängenden Bänder (Grosser 1977, Schweingruber 1990).

● Rohdichte

Alle drei Holzarten zählen zu den harten, schweren Hölzern (Aas 2002b, Grosser 2002, Schütt 1994). Die Eiche hat eine mittlere Rohdichte von $0,65 \text{ g/cm}^3$, die Esche von $0,65 \text{ g/cm}^3$ und die Robinie von $0,73 \text{ g/cm}^3$ (Grosser 1977). Bei der Eiche kann die Darrdichte variieren, da in ihrem Holz unterschiedliche Jahrringbreiten vorkommen können. Bei schmalen Jahrringen ist im Gegensatz zu weiten Jahrringen der Anteil von leichtem Frühholz höher und daher auch die Darrdichte geringer (Aas 2002b).

● Pilzhemmende Substanzen

¹⁷ Oft bestehen breite Holzstrahlen aus über 20 Zellen bzw. sind sie 0,5-1 mm breit und mehrere cm hoch.

Bei kernholzbildenden Baumarten, kommt es im Kern zur Einlagerung von Extraktstoffen¹⁸. Dabei sind die obligatorischen von den fakultativen Kernholzarten zu unterscheiden: Erstere lagern niedermolekulare organische Inhaltsstoffe in die Zell-Wände ein, die einen gewissen Schutz vor dem Holzabbau durch Pilze gewähren. Im Gegensatz dazu lagern fakultative Kernholzarten hochmolekulare organische Inhaltsstoffe in die Zell-Lumina ein, sodass eine Schutzwirkung ausbleibt. Im Splintholz fehlen derartige fungistatische oder –toxische Extraktstoffe, es wird beim lebenden Baum jedoch durch den hohen Wassergehalt geschützt (Fehlow 2008, Kucera 1989, Schwarze et. al 2011).

Robinie und Eiche bilden obligatorisches Kernholz aus, das reich an niedermolekularen Extraktstoffen ist. Die Esche hingegen gehört zu jenen Baumarten, die hochmolekulare organische Extraktstoffe im Kern einlagert (Dujesiefken et al. 2007, Kucera 1989, Rehnert und Böcker 2008).

Generell wird das Pilzwachstum durch Splintholzextrakte weniger gehemmt, als durch die o. g. Kernholzextrakte. Um Holz, das Extrakte enthält, überhaupt abbauen zu können, haben holzerstörende Pilze die Möglichkeit, die Extraktstoffe durch Polyphenoloxidasen enzymatisch zu entgiften (Hawley et al. 1924, Lyr 1962).

🟢 Vergleich Stamm- und Wurzelholz

Engels (1998) gibt in ihrer Arbeit an, dass sich die N-Gehalte bei Stamm- und Wurzelholz bei Eiche stark unterscheiden. Ersteres besitzt bei Eiche nur etwa ein Drittel der N-Konzentration des Wurzelholzes. Das könnte erklären, warum *P. fraxinea* als wurzelbürtige Pilzart auch gerne die Eiche befällt (siehe Kap. 2.1.1.4 und 2.2).

Bei der vorliegenden Arbeit hat sich gezeigt, dass das Holz der Esche am besten abgebaut wurde (Tab. 13, Abb. 26). Da sich die drei getesteten Baum-/Holzarten in ihrer Rohdichte nur geringfügig unterscheiden und auch der holzanatomische Aufbau der Esche nicht förderlich in Hinblick auf einen Pilzabbau ist, dürfte für den deutlich höheren Holzabbau an Esche die fehlende Schutzwirkung der nur in die Zell-Lumina eingelagerten, hochmolekularen Extraktstoffe ausschlaggebend sein.

Die deutlich geringeren Abbauraten bei Eiche bzw. Robinie¹⁹ sind zum Großteil darauf zurückzuführen, dass bei diesen beiden Baum-/Holzarten einige bzw. alle Prüfkörper auch Kernholzanteile aufwiesen, die durch die Einlagerung von niedermolekularen Extraktstoffen in den Zell-Wänden dem Pilzabbau entgegen wirkten. Dies lässt sich auch durch den direkten Vergleich von Prüfkörpern mit hohem bzw. niedrigem oder nicht vorhandenem Kernholzanteil

¹⁸ Zu den Extraktstoffen zählen laut Roffael und Stegmann (1983) auch anorganische Verbindungen; dennoch sind im Allgemeinen mit dem Begriff „Holz-Extraktstoffe“ nur die organischen Komponenten gemeint.

¹⁹ Jones & Worrall (1995) weisen darauf hin, dass im Zuge der Masseverlustbestimmung bei derartigen Versuchen immer auch die Myzelmasse im Holz mitgewogen wird. Dies kann insbesondere bei geringen Gewichtsverlusten - wie jenen bei der Robinie - zu Fehlern führen (Engels 1998).

verifizieren: Bei ersteren waren die Abbauraten tendenziell geringer als bei Prüfkörpern mit einem niedrigeren oder fehlenden Kernholzanteil. Besonders deutlich ist der Unterschied bei Prüfkörpern, die nur aus Kernholz oder nur aus Splintholz bestehen: So erzielte *P. fraxinea* bei der Eiche am Prüfkörper 1/Qa15 Stf., der fast ausschließlich aus Kernholz bestand (Abb. 39 links), einen Masseverlust von nur 0,78 %, wogegen die nur aus Splintholz bestehenden Prüfkörper 1/Qc01 und 1/Qc07 (Abb. 39 mitte und rechts) einen gemittelten Masseverlust von 14,27 % aufwiesen. Abbildung 39 zeigt, dass dieser deutlich unterschiedliche Holzabbau von Kern- und Splintholzproben zu Versuchsende auch optisch erkennbar war.



Abb. 39: Querschnitte von Prüfkörpern der Eiche nach dem Abbauversuch. Prüfkörper 1/Qa15 Stf. (links) besteht fast nur aus Kernholz. Die Prüfkörper 1/Qc01 (Mitte) und 1/Qc07 (rechts) bestehen aus Splintholz.

Im Unterschied zur Eiche gab es bei der Robinie keinen Prüfkörper, der nur aus Splintholz bestand (Abb. 16). Beim Prüfkörper mit dem höchsten Splintholzanteil (2/Rc15) ergab sich ein Masseverlust von 6,9 %; im Vergleich dazu erreichten die Prüfkörper, die ausschließlich aus Robinien-Kernholz bestanden, einen mittleren Masseverlust von nur 0,6 %. Damit bestätigt sich die Aussage von Professor Dr. Rolf Kehr (2011), der im Vorfeld der vorliegenden Arbeit darauf hinwies, dass bei Prüfkörpern aus Kernholz die Abbauraten generell sehr gering sein werden. Auch Neustifter (1952) kommt im Laufe ihrer Arbeit zu dem Schluss, dass aufgrund der schwachen Abbauleistung der von ihr verwendeten Prüfpilze auf Eichenkernholz, diese Baum-/ Holzart für praktische Versuche als weniger geeignet einzustufen ist.

Dass das Kernholz der Eiche etwas besser abgebaut wurde als das Kernholz der Robinie, dürfte an der geringeren natürlichen Dauerhaftigkeit von Eichen-Kernholz liegen: Nach den

Dauerhaftigkeitsklassen gemäß EN 350-2 ist die Robinie mit 1-2 (d. h. dauerhaft bis sehr dauerhaft) und die Eiche mit 2 (d. h. dauerhaft) einzustufen. Ferner bevorzugt der holzanatomische Aufbau des Eichenholzes die rasche Ausbreitung des Pilzes.

Wären für den Versuch der vorliegenden Arbeit bei Eiche und Robinie nur Splintholzproben verwendet worden, wären die Abbauraten ähnlich jenen der Esche gewesen: Die zwei Prüfkörper der Eiche, die nur aus Splintholz bestanden (siehe oben), hatten einen Masseverlust von 14 %, und der mittels einer Regressionsgeraden geschätzte Masseverlust lag bei reinem Robinien-Splintholz bei 17 %. Die Esche hatte zum Vergleich im Durchschnitt einen Masseverlust von 13 % (siehe Kap. 3.2.1.1).

Dass die Abbauraten von *P. fraxinea* im Splintholz besser sind als im Kernholz, erklärt, warum besonders das Splintholz der Wurzeln und jenes im Stammfußbereich befallen werden und die axiale Ausbreitung und der Abbau im Kernholz nur langsam vonstattengehen (Kehr et al. 2000b).

4.2.2 *Einfluss von Stickstoff auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Masseverlust bei Esche, Eiche und Robinie*

Neben verschiedenen Umweltfaktoren (Temperatur, Holzfeuchte, pH-Wert des Substrats, Sauerstoffgehalt) und den artenspezifischen Eigenschaften des Holzes beeinflusst auch das Nährstoffangebot den Holzabbau durch holzzersetzende Pilze. In dieser Arbeit wurde die Auswirkung von Stickstoff auf den Holzabbau durch den Eschenbaumschwamm untersucht, wobei die N-Zufuhr aufgrund der Ergebnisse der Wachstumstests *in vitro* durch die Beigabe von Asparagin erfolgte. Mehrere Autoren sind der Ansicht, dass eine höhere N-Konzentration im Holz zu höheren Abbauraten führen kann und es bei einer höheren N-Konzentration eher zur Ausbildung von Holzfäulen kommt (Cowling & Merrill 1966, Garrett 2011, Hungate 1940, Platt et al. 1965). Dies wird damit erklärt, dass die N-Konzentration im Holz im Allgemeinen niedrig ist, Stickstoff aber für lebende Organismen einen essentiellen Nährstoff darstellt (Cowling & Merrill 1966, Engels 1998, Lohwag 1957, Schwarze et. al 2011).

Engels (1998) hat bei ihrer Studie das Abbauverhalten verschiedener holzzerstörender Pilze auf Eiche, Buche, Fichte, Ahorn und Linde getestet. Bei dieser Studie wurde zwar weder die N-Konzentration im Nährboden noch im Holz verändert, es wurde aber der N-Gehalt der verwendeten Holzproben bestimmt. Dabei hat sich herausgestellt, dass sich der N-Gehalt

sowohl zwischen den verwendeten Baumarten, als auch zwischen Wurzel- und Stammholz unterscheidet. Die Ergebnisse bei den einzelnen Pilz-Wirt-Kombinationen waren allerdings nicht einheitlich, sodass nicht eindeutig geklärt werden konnte, wie signifikant der N-Gehalt das Abbauverhalten von Pilzen beeinflusst. Beispielsweise waren die Abbauraten bei der Eiche bei allen Pilzen im Wurzelholz signifikant höher als im Stammholz. Da bei der Eiche ein großer Unterschied in der N-Konzentration zwischen Stamm- und Wurzelholz besteht²⁰ (siehe Kap. 4.2.1), liegt die Vermutung nahe, dass Stickstoff den Holzabbau positiv beeinflusst. Auch bei Buchenholz konnte bei den meisten Pilzarten ein signifikant stärkerer Abbau des Wurzelholzes im Vergleich zum Stammholz beobachtet werden. Allerdings war die N-Konzentration im Wurzel- und Stammholz bei der Buche nahezu ident²¹. Zu ähnlichen Ergebnissen kommt auch Platt et al. (1965), die in ihrer Arbeit ausführen, dass Wurzelholz durch holzerstörende Pilze generell besser abgebaut wird als Stammholz. Auch sie geben als Grund die höhere Stickstoff- und Kohlenstoffkonzentration im Wurzelholz an.

In der vorliegenden Arbeit wurde ebenfalls der Gesamtstickstoffgehalt (N_t) der Prüfkörper der verwendeten Baum-/Holzarten bestimmt. Dabei hat sich gezeigt, dass die Eiche²² mit 0,048 Gew% den geringsten N_t-Gehalt hatte, gefolgt von der Esche mit 0,065 Gew% und der Robinie mit 0,137 Gew% bei Kernholz bzw. 0,168 Gew% bei Splintholz. Diese Ergebnisse bestätigen zum einen, dass die Robinie – verglichen mit den anderen verwendeten Baum-/Holzarten – einen weitaus höheren N_t-Gehalt im Holz aufweist, und zum anderen, dass der N_t-Gehalt im Splintholz der Robinie generell höher ist als im Kernholz der Robinie.

Engels (1998) merkt in ihrer Arbeit jedoch an, dass bei Studien zu Abbauraten in Abhängigkeit von der N-Konzentration des Substrats, Stickstoff häufig künstlich auf die Probeklötze appliziert wird. Daher ist die Verfügbarkeit des Stickstoffes für Pilze generell anders einzuschätzen, als bei in Zellwänden gebundenem Stickstoff. In älteren Holzgeweben ist der Zugang zu in Zellwänden gebundenen N-Verbindungen jedoch oft durch pilzhemmende Kerninhaltsstoffe (Extraktstoffe) erschwert, bzw. sinkt der Anteil an löslichen N-Verbindungen mit zunehmendem Alter der Holzgewebe (Engels 1998, Höll et al. 1975). Da auch in der vorliegenden Arbeit der Stickstoff in anorganischer bzw. organischer Form dem Malz-Agar-Medium künstlich beigelegt wurde, ist davon auszugehen, dass der künstlich zugeführte Stickstoff für *P. fraxinea* ebenfalls leichter verfügbar war, als die im Holz natürlich verfügbaren N-Verbindungen. Cowling & Merrill (1966) merken wiederum an, dass Pilze die natürlichen N-Bestandteile des Holzes offenbar den künstlich hinzugefügten N-Verbindungen vorziehen.

²⁰ N-Konzentration bei *Quercus robur*: Wurzelholz: 0,377 % / Stammholz: 0,111 %.

²¹ N-Konzentration bei *Fagus sylvatica*: Wurzelholz: 0,096 % / Stammholz: 0,08 %.

²² Bei der Eiche wurde bei der Bestimmung des Gesamtstickstoffes der Unterschied zwischen Splint und Kernholz nicht berücksichtigt.

Es ist jedoch noch nicht geklärt, welcher der beiden genannten Effekte (künstliche Zugabe von leicht verfügbaren N-Verbindungen versus Bevorzugung natürlicher, aber ev. schwerer zu erschließender N-Komponenten durch den Pilz) mehr Einfluss auf den Holzabbau hat. Generell präferieren Pilze bestimmte N-Verbindungen, wenn ihnen eine Mischung zur Verfügung steht. Wenn die bevorzugten Verbindungen nicht oder nicht mehr vorhanden sind, werden aber auch weniger beliebte Verbindungen genutzt (Jennings & Lysek 1999).

Wie die Ergebnisse der vorliegende Arbeit zeigten, hatte die N-Konzentration einen höchst signifikanten Einfluss auf den Masseverlust (siehe Kap. 3.2.1): Die erzielten Abbauraten waren bei allen getesteten Baumarten (Esche, Eiche und Robinie) bei zunehmendem N-Angebot höher. Am eindeutigsten waren die Ergebnisse bei der Esche, wo sich gegenüber der Kontrolle bei der Variante 0,1 g N/l eine Zunahme der Abbaurate von 17,1 % ergab, bei der Variante 0,351 g N/l nahm die Abbaurate sogar um 63,5 % zu.

Im Gegensatz dazu erreichte *P. fraxinea* bei der Robinie gegenüber der Kontrolle bei 0,1 g N/l nur eine Zunahme der Abbaurate um 1,6 % und bei 0,351 g N/l eine Zunahme um 11,7 % . Die Gründe für das bessere Abschneiden der Esche dürften – wie oben angeführt – bei den spezifischen Holzeigenschaften zu suchen sein.

Die Auswirkungen einer künstlichen N-Zugabe auf die Holzabbauraten durch verschiedene Pilzarten wurden auch in den nachfolgend angeführten Studien untersucht, wobei auch hier die zusätzliche N-Verfügbarkeit zumeist zu mehr Holzabbau führte.

- Hopffgarten (1933) hat in seinen Untersuchungen die Auswirkungen verschiedener N-Quellen auf den durch *Heterobasidion annosum* hervorgerufenen Holzabbau bei der Fichte studiert und dabei folgende N-Quellen verwendet: Kaliumnitrat, Ammoniumchlorid, Harnstoff, Asparagin, Leucin und Pepton. Es wurden wässrige Lösungen mit der jeweiligen N-Quelle angereichert und die vorbereiteten Holzklötze mit diesen Lösungen getränkt. Anschließend erfolgte der Einbau in Kolle-Schalen auf einem myzelüberwachsenen Nährboden. Die Klötze waren insgesamt vier Monate dem Pilzangriff ausgesetzt. Die Ergebnisse zeigten, dass jene N-Quellen, die den Stickstoff in Form von Ammonium enthielten, durch *H. annosum* besser aufgenommen und verwertet wurden. Am größten war der Masseverlust bei der Zugabe von Pepton, wo gegenüber der Kontrolle eine Zunahme der Holzabbauintensität von 116 % auftrat. Aber auch Asparagin erzielte mit 98 % Steigerung deutlich höhere Werte²³. Bei der Verwendung von Ammoniumchlorid, ergab sich hingegen nur eine leichte Steigerung von 17 %.

²³ Da die Einzelwerte bei Asparagin und Pepton sehr schwankten, sind die arithmetischen Mittel keine gesicherten Werte.

- ① Findlay (1934) untersuchte die Auswirkungen der Zugabe von Ammoniumnitrat, Pepton und Asparagin auf die Abbauleistung von *Antrodia serialis* und *Trametes versicolor* bei *Picea sitchensis* und *Fagus sylvatica*. Bei dieser Versuchsanordnung wurde die jeweilige N-Quelle in Wasser aufgelöst und die Holzklötze für ein paar Minuten in die Lösung eingetaucht. Anschließend wurden die Holzklötze nahezu vollständig getrocknet und in Gefäßen über einem mit Pilzmyzel bewachsenem Nährmedium platziert. Die Versuchsdauer betrug zwei bis drei Monate bei 23°C. Die erzielten Abbauraten waren bei Pepton und Asparagin um einiges höher als bei Ammoniumnitrat, wobei teilweise auch bei Ammoniumnitrat eine Steigerung der Abbaurrate erzielt wurde. Die Zunahme der Abbauraten betrug gegenüber der Kontrolle bei Asparagin 43 % und bei Pepton 58 %.

- ① Schmitz & Kaufert (1936) haben die Wirkung von Ammoniumnitrat und Asparagin auf den durch *Gloeophyllum trabeum* verursachten Holzabbau bei *Pinus resinosa* und jenen von *Trametes versicolor* bei *Betula papyrifera* getestet. Dabei wurde Ammoniumnitrat und Asparagin dem Sägemehl von Splint- bzw. Kernholz der jeweiligen Baum-/Holzart als wässrige Lösung hinzugefügt. Die Versuchsdauer betrug 3½ Monate bei 25°C. Die verwendeten N-Konzentrationen waren 0,1 %, 0,5 % und 1 %. Generell wurde Splintholz besser abgebaut als Kernholz und die besten Abbauleistungen bei Asparagin erzielt. Bei Verwendung der niedrigen Asparagin-Konzentration wurde beim Splintholz von *Pinus resinosa* gegenüber der Kontrolle um 8 % mehr und bei *Betula papyrifera* dagegen um 37 % weniger Holz abgebaut. Bei der hohen Asparagin-Konzentration wurde beim Splintholz von *Pinus resinosa* um 43 % und bei *Betula papyrifera* sogar um fast 300 % mehr Holz abgebaut als bei der Kontrolle. Bei Ammoniumnitrat ergab sich hingegen so gut wie kein positiver Effekt.

- ① Neustifter (1952) führte Holzabbauversuche bei verschiedenen Laub- und Nadelbäumen unter Verwendung von vier verschiedenen Pilzarten durch. Neben einem Standard Malz-Agar-Nährmedium und einem Malz-Fichtenholzschliff-Nährboden wurde einem Malz-Agar-Medium Stickstoff in der Form von Pepton²⁴ zugegeben. Die Versuchsanordnung war im Prinzip die gleiche wie bei der vorliegenden Arbeit (siehe Kap. 2.4 und 2.6), d. h. der Stickstoff wurde dem Nährmedium zugeführt. Die durchgeführten Versuche waren auf ein bis vier Monate angelegt. Dabei hat sich herausgestellt, dass bei *Serpula lacrymans*, *Coniophora puteana* und *Fomitopsis pinicola* (alles Braunfäuleerreger) bei der Verwendung von Malz-Pepton-Agar die Abbauraten um 30 %-50 % höher waren als bei den Nährböden ohne Pepton. Hingegen war bei *Trametes versicolor* die Holzabbaurate bei reinem Malz-Agar geringfügig besser als bei der Zugabe von Pepton. In ähnlichen Versuchen kommt auch Bavendamm (1956) zu

²⁴ Nährmedium: 25 g Malzextrakt, 20 g Pepton, 20 g Agar-Agar, 1000 ml Aqua deion.

dem Ergebnis, dass holzerstörende Pilze, die auf Pepton ansprechen, einen stärkeren Holabbau zeigen.

- In einer Studie von Kehr et al. (2000b) wurde der Holabbau durch *P. fraxinea* bei Birkenholzspänen untersucht. Um den Einfluss von Stickstoff messen zu können, wurden drei Versuchsvarianten getestet: nur Holzspäne, Holzspäne ergänzt mit 2%igem Malz-Agar-Medium und Holzspäne ergänzt mit 2%igem Malz-Agar-Medium und Stickstoff in Form von Harnstoff. Der Masseverlust wurde nach 11 Wochen bei 24°C und Dunkelheit gemessen und betrug bei den reinen Holzspänen 3,8 %, bei der Version mit 2%igem Malz-Agar 5,2 % und bei der Version mit Harnstoff bereits 9,5 %. Für 2%igen Malz-Agar bedeutet das eine Zunahme der Holabbauaktivität von 37 % gegenüber der Kontrolle, bei Harnstoff betrug diese sogar 150 %.

Wie bereits dargelegt, führt ein erhöhter N-Gehalt im Substrat einerseits zu einer besseren Nährstoffversorgung der holzabbauenden Pilzart und somit zumeist auch zu einer höheren Abbaurate. Andererseits weist gut stickstoffversorgtes Holz breitere Jahrringe und weiträumigere Gefäße auf und ist damit besser abbaubar. Ferner könnte es sein, dass bei guter N-Versorgung bereits ein geringeres Inokulumpotential der Pilze für eine erfolgreiche Etablierung im Substrat ausreicht, und/oder Bäume unter derartigen Bedingungen generell einem schnelleren Alterungsprozess unterworfen sind (Engels 1998).

In der Praxis wurde oft beobachtet, dass Holz in nährstoffreichen Böden schneller zerfällt. Diese Beobachtung wird damit erklärt, dass mehr Stickstoff im Bodensubstrat größere Pilzpopulationen ermöglicht, bzw. dass das Holz in solchen Fällen leichter abbaubar ist, da in nährstoffreichen Böden stickstoffhaltige Substanzen in das Holz infiltriert werden (Findlay 1934). Untersuchungen von Balder (1994) belegen, dass es durch Hundeurin im innerstädtischen Bereich zu starken N-Anreicherungen kommt (siehe Kap. 1.3.1). Dieser Umstand muss daher für wurzelbürtige Pilze eher als wachstumsfördernd, denn als –hemmend eingeschätzt werden und könnte ein Grund dafür sein, dass sich der Eschenbaumschwamm im urbanen Bereich zunehmend ausbreitet.

Daraus kann geschlossen werden, dass Stickstoff das Wachstum und den Holabbau durch Pilze fördert. Dieser Effekt hängt aber von der Verfügbarkeit von stickstoffhaltigen Verbindungen sowie dem Vorhandensein von anderen, für den Pilz notwendigen Nährstoffen (wie z. B. Kohlenhydraten) ab (Engels 1998, Hopffgarten 1933).

Zusammenfassend kann gesagt werden, dass die Ergebnisse der vorliegenden Arbeit und der oben genannten Studien von Hopffgarten (1933), Findlay (1934), Schmitz & Kaufert (1936), Neustifter (1952), Engels (1998) und Kehr et al. (2000b) zeigen, dass höhere N-

Konzentrationen bei vielen Pilzen tendenziell zu höheren Abbauleistungen führen. Dies gilt besonders unter der Voraussetzung, dass das getestete Substrat dem natürlichen Wirtsspektrum der eingesetzten Pilzart entspricht und es nicht zu viele pilzwidrige Substanzen enthält (Engels 1998, Hopffgarten 1933).

4.2.3 *Holzfeuchte*

Zahlreiche Untersuchungen zum Zusammenhang von Holzfeuchte und Pilzwachstum bzw. Holzabbau zeigen, dass die Holzfeuchte einerseits durch die Zerstörungstätigkeit der Pilze per se beeinflusst wird: Durch Veratmung der Holzsubstanz setzen Pilze entsprechend ihrer Abbauleistung Wasser frei und erhöhen somit die Holzfeuchte. Andererseits hängt das Abbauvermögen der Pilze aber auch wesentlich von der im Holz vorherrschenden Feuchtigkeit ab (Ammer 1964, Bavendamm & Reichelt 1938, Münch 1909, Snell 1929, Snell et al. 1925). Die Untergrenze für ein erfolgreiches Pilzwachstum liegt für die meisten Pilze bei einer Holzfeuchte von etwa 30 % (Ammer 1963). Nach oben hin gibt es keine eindeutige Obergrenze. Hier reichen die Angaben von 200 %-320 %, wobei Engels (1998) bei ihren bereits erwähnten Studien zur Besiedelung und Holzersetzung durch wurzelbürtige Pilze, bei Lindenholz mit 450 % eine sogar weit darüber liegende Holzfeuchte ermittelt hat. Zudem scheint es wichtig zu sein, dass Pilze die Möglichkeit besitzen, sich mit Sauerstoff zu versorgen bzw. mit diesem in Kontakt zu treten. Darüber hinaus ist festzuhalten, dass der optimale Holzfeuchtebereich für verschiedene Pilzarten artspezifisch sehr unterschiedlich sein kann (Ammer 1964, Böttcher & Liese 1975, Engels 1998, Metzler 1994, Schmidt et al. 1996).

In der vorliegenden Arbeit wurde die höchste Holzfeuchte von 135,7 % bei einem Prüfkörper der Esche bei der N-Konzentration von 0,351 g N/l erzielt. Bei diesem Prüfkörper wurde auch der höchste Masseverlust gemessen. Im Durchschnitt über alle Baum-/Holzarten und alle N-Konzentrationen lag die Holzfeuchte nach Versuchsende bei 57,7 %. Am höchsten waren die Holzfeuchten mit durchschnittlich 79,3 % bei der Esche (dort wurden auch die höchsten Masseverluste erzielt), bei der Robinie waren sie mit 32,9 % am niedrigsten. Somit lässt sich in der vorliegenden Arbeit ein direkter Zusammenhang zwischen Masseverlust und Holzfeuchte erkennen (Abb. 29). Allerdings gab es auch einige Prüfkörper, die bei höherer Holzfeuchte ähnliche oder gleiche Abbauraten aufwiesen, wie bei niedrigerer Holzfeuchte.

Auch Engels (1998) konnte bei ihren Studien mit Weißfäulepilzen bei Pilz-Wirt-Interaktionen mit hohen Masseverlusten einen signifikanten Zusammenhang zwischen steigendem

Masseverlust und steigender Holzfeuchte feststellen. Im Gegensatz dazu konnten Ammer (1963) und Schwarze (1995) bei ihren Untersuchungen an braunfaulem Holz nachweisen, dass dieses bei zunehmender Zersetzung seine Wasseraufnahmefähigkeit verliert. Dieser Umstand ist damit zu erklären, dass bei braunfaulem Holz im Gegensatz zu weißfaulem Holz ausschließlich Zellulose abgebaut wird, die im Gegensatz zu Lignin eine hohe Sorptionsfähigkeit aufweist. Bei Weißfäule-Erregern wie dem Eschenbaumschwamm wird hingegen durch den auch statt findenden Lignin-Abbau die Sorptionsfähigkeit des Holzes erhöht.

Ein weiterer interessanter Aspekt ist, dass auch die N-Konzentration (sowohl für alle Baum-/Holzarten zusammengefasst als auch einzeln nach Art getrennt) über die Erhöhung der Abbauleistung von *P. fraxinea* einen signifikanten Einfluss auf die Holzfeuchte hatte (Tab. 17).

4.2.4 *Myzelbewuchs der Prüfkörper und Duranflaschen*

In der Literatur wurde zum Thema Myzelbewuchs von Prüfkörpern oder Versuchsgefäßen nur eine Aussage gefunden: Baxter (1925) gibt an, dass das Myzel von *P. fraxinea* die Prüfkörper schnell überwachsen hat. In der vorliegenden Arbeit wurde nicht beobachtet, wie schnell die Prüfkörper mit Pilzmyzel bedeckt waren. Es wurde nach Ende des Abbaubversuches (siehe Kap. 2.6) jedoch optisch beurteilt, in welchem Ausmaß ein Prüfkörper mit Myzel überwachsen war. Ähnlich den Ergebnissen zum Masseverlust war auch hier ein – nicht immer signifikanter – Einfluss der Baumart, der N-Konzentration und von Splint- und Kernholz zu erkennen:

- ① Bei der Esche waren 65 von 66 Prüfkörpern zu 100 % mit Myzel bewachsen, bei der Eiche 57 von 66 und bei der Robinie nur 12 von 66 Prüfkörpern. Prüfkörper, die gar nicht mit Myzel bewachsen waren gab es nur bei der Robinie (20 Stück).
- ① Bei der Esche und Eiche waren bei der Variante mit 0,351 g N/l alle Prüfkörper zu 100 % mit Myzel bewachsen.
- ① Bei der Eiche hatten alle Prüfkörper, die nicht zu 100 % mit Myzel bewachsen waren, auch einen höheren Kernholzanteil (optisch beurteilt). Bei der Robinie waren 7 von 10 Prüfkörpern, die auch einen Splintholzanteil aufwiesen, zu 100 % mit Myzel bewachsen.

Wenn man diese Beobachtungen dem erzielten Masseverlust gegenüberstellt, zeigt sich, dass *P. fraxinea* bei einem höheren Masseverlust tendenziell auch mehr Myzel produziert hat (Abb. 32). Es liegt daher nahe, dass günstige Versuchsbedingungen (leicht abbaubares Splintholz, gute Verfügbarkeit von Stickstoff, geringer Anteil an Extraktstoffen) die Produktion von Myzel begünstigen. Dies gilt auch für den Myzelbewuchs der Duranflaschen, auch wenn die Ergebnisse hier nicht so eindeutig wie bei den Prüfkörpern waren.

4.2.5 Initiale Fruchtkörperstadien

Damit höhere Pilze Fruchtkörper bilden können, bedarf es in der Regel eines auslösenden Moments, der sich aus mehreren Faktoren, (u. a. auch solchen, die für die vegetative Entwicklung ungünstig sind), zusammensetzt. *Serpula lacrymans* fruktifiziert in Kultur beispielsweise, nachdem das Myzel einer (suboptimalen!) Wärme von 25°-26°C ausgesetzt wurde. Andere exogene Faktoren wären z. B. ein Mangel an Nährstoffen (Substraterschöpfung), ausreichende Lichtintensität (insbesondere nahes UV-Licht) sowie die Zusammensetzung der Umgebungsluft (erhöhte CO₂ Spannung wirkt sich hemmend auf die Fruktifikation aus!) (Kreisel & Schauer 1987, Rawald 1962, Schmidt 1994). Endogene Faktoren umfassen beispielsweise das Vorhandensein von Enzymen wie Phenoloxidasen, cyclisches Adenosinmono-phosphat, oder von bestimmten Genen. Bei einer für eine Fruktifikation entscheidende Kombination von inneren und äußeren Faktoren kann diese einerseits besonders reichlich, aber auch mangelhaft auftreten. Zudem kann auch das Alter der Myzelien eine Rolle spielen (Rawald 1962, Schmidt 1994).

Bei Pilzkulturen in Schräg-Agar-Röhrchen wurde beobachtet, dass initiale Fruchtkörper vornehmlich dort auftreten, wo die Agarschicht dünner ist und schneller austrocknet, bzw. bei alten Kulturen und am Rande der Kultur, wo das Myzel auf die Gefäßwand auftritt (Rawald 1962). Im Zuge der vorliegenden Arbeit wurden Kulturen von *P. fraxinea* zwar ausschließlich in Petrischalen und Duran-Flaschen kultiviert, aber auch hier zeigten sich initiale Fruchtkörperstadien zumeist am Rand der Petrischalen oder Duran-Flaschen (Abb. 40).



Abb. 40: Bildung initialer Fruchtkörperstadien bei Pilzkulturen von *P. fraxinea* in einer Duranflasche (linke Abb. siehe Pfeil, der Flaschenhals befindet sich in Pfeilrichtung) und am Rand einer Petrischale (rechts).

Quelle: rechte Abb.: Thomas Kirisits 2012.

Eine Studie zur Entwicklung von initialen Fruchtkörperstadien bei *Schizophyllum commune* zeigte, dass auf einem stickstoffarmen Nährmedium bei Beigabe von Thiamin (Vitamin B₁) initiale Fruchtkörperstadien, sogenannte Primordien, gebildet wurden. Zur weiteren Entwicklung dieser initialen Fruchtkörper benötigte der Pilz dann zunächst die Zugabe von Stickstoff und Kohlenstoff, später nur mehr die Zugabe von Kohlenstoff (Griffin 1994, Wessels 1965).

Montgomery (1936) hat den Einfluss des Nährmediums, des Inokulum-Alters sowie der Licht- und Temperaturverhältnisse auf die Bildung von initialen Fruchtkörperstadien durch *P. fraxinea* getestet, wobei sich für die o. g. Faktoren folgende Ergebnisse zeigten:

- ① Nährmedium: Auf 2%igem Malz-Agar-Medium, Kartoffel-Extrakt-Agar, Haferflocken-Agar, und Pflaumen-Extrakt-Agar (20 g Pflaume/Liter sowie 120 g Pflaume/Liter) wurden initiale Fruchtkörperstadien in unterschiedlichen Ausmaßen gebildet. Bei Eschen-Extrakt-Agar und Pflaumen-Extrakt-Agar mit Zugabe von Gerste wurden hingegen keine initialen Fruchtkörper gebildet.
- ① Alter der Inokula: Für die Versuche wurden auch harte, trockene und fünfeinhalb Monate alte Kulturen für die Gewinnung von Inokula verwendet und diese auf frischem

2%igem Malz-Agar-Medium aufgelegt. Dabei wurden aber nicht mehr oder weniger initiale Fruchtkörper gebildet als bei der Verwendung von Inokula, die von frischen Kulturen stammten.

- Licht und Temperatur: diese beiden Faktoren hatten bei der o. g. Studie keinen Einfluss auf die Bildung von initialen Fruchtkörpern.

Im Zuge der vorliegenden Arbeit hat sich herausgestellt, dass bei Prüfkörpern mit einem höheren Masseverlust tendenziell weniger initiale Fruchtkörper gebildet wurden, als bei Prüfkörpern mit niedrigeren Abbauraten (Abb. 36). Die Ergebnisse im Zusammenhang mit der N-Konzentration waren weniger eindeutig: Bei Eiche und Robinie wurden bei 0,1 g N/l mehr initiale Fruchtkörper gebildet, als bei 0,351 g N/l und der Variante ohne N-Zugabe. Bei der Esche hingegen wurden die wenigsten initialen Fruchtkörper bei 0,1 g N/l gebildet, gefolgt von der 0,351 g N/l-Variante und der Variante ohne N-Zugabe.

Die Ergebnisse aus der Literatur und die eigenen Beobachtungen legen die Vermutung nahe, dass die Bildung von initialen Fruchtkörper-Stadien besonders vom Nährstoffangebot abhängig ist. Sind die Nährstoffversorgung bzw. die Umwelteinflüsse für eine Pilzart ungünstig, kommt es (ähnlich wie bei der Notfruktifikation bei Bäumen) offenbar vermehrt zur Bildung von initialen Fruchtkörpern.

4.2.6 *Stickstoffgehalte der Prüfkörper*

Nach Beendigung des Abbauersuchs wurde der Gesamtstickstoffgehalt (N_t), der für den Abbauersuch verwendeten Prüfkörper getrennt nach Baum-/ Holzarten ermittelt, um festzustellen, wie sich der N-Gehalt im Holz durch den Abbauersuch geändert hat (siehe Kap. 2.7 und 3.3).

Laiho & Prescott (2004) merken an, dass die N-Konzentration im Holz während des Holzabbaus für gewöhnlich steigt. Bebbert et al. (2011) unterscheiden bei ihren Untersuchungen zur Änderung des N-Gehalts im Holz während der Zersetzung zum einen die N-Konzentration (in %) und zum anderen aber auch die N-Masse (in mg). Dabei kommen sie zu dem interessanten Ergebnis, dass die N-Konzentration mit zunehmendem Abbaugrad des Holzes zwar zunimmt, die N-Masse absolut aber geringer wird (Abb. 41). Die Zunahme der N-Konzentration lässt sich durch den Masseverlust des Prüfkörpers erklären, da die *otro* Masse des

Prüfkörpers, die ja die Bezugseinheit darstellt, im Zuge des Holzabbaus abnimmt. Die Abnahme der N-Masse absolut lässt sich durch den pilzbedingten N-Entzug aus dem Substrat während des Abbauprozesses erklären.

In der vorliegenden Arbeit wurde nur die N-Konzentration (in Gew%) gemessen. Wie in der Literatur beschrieben, hatten auch hier die Prüfkörper nach dem Abbauversuch durchwegs höhere N-Gehalte als vor dem Abbauversuch. Da bei der Bestimmung des N-Gehalts aber auch der im Myzel vorhandene Stickstoff mit analysiert wird, legt dies den Schluss nahe, dass die tatsächliche N-Masse im Holz eigentlich noch etwas unter den ermittelten Analysewerten liegt, da das im Holz befindliche Myzel ebenfalls Stickstoff enthält.

Bei der Robinie wurde im Zuge der vorliegenden Arbeit der N-Gehalt auch im Splint- und Kernholz gemessen, wobei der N-Gehalt im Splintholz vor dem Abbauversuch im Durchschnitt um gute 20 % höher war als im Kernholz. Dies deckt sich mit den Angaben von Merrill & Cowling 1966), wonach Splintholz generell mehr Stickstoff enthält als Kernholz und daher auch eher von holzerstörenden Pilzen befallen wird.

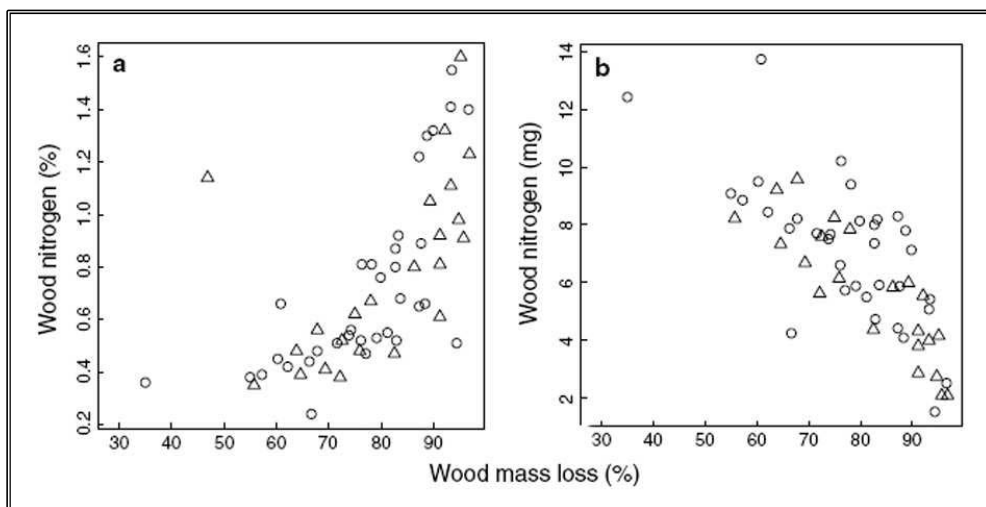


Abb. 41: Zusammenhang zwischen Stickstoffkonzentration (a) und Stickstoffmenge (b) im Vergleich zum Masseverlust des Holzes. a) N-Konzentration im Holz im Vergleich zum Masseverlust des Holzes für *Phanerochaete velutina* ($r = 0,61$, $df = 57$, $p = 0,000$). b) N-Masse im Holz im Vergleich zum Masseverlust des Holzes ($r = -0,76$, $df = 54$, $p = 0,000$). Unbehandelte Blöcke (Kontrolle) sind durch Kreise, behandelte Blöcke durch Dreiecke gekennzeichnet.

Quelle: Modifiziert nach Bebbert et al. 2011.

5 Zusammenfassung

In der vorliegenden Arbeit wurde einerseits untersucht, welchen Einfluss die Baum-/Holzart auf den durch *Perenniporia fraxinea* hervorgerufenen Holzabbau hat und andererseits die fördernde Wirkung des Stickstoffs in Hinblick auf Pilzwachstum und Holzabbau von *P. fraxinea* geprüft.

Da die N-Nutzung bei Pilzen je nach Art unterschiedlich ist, wurde zunächst ein Wachstumsversuch *in vitro* durchgeführt, um eine für den Pilz geeignete N-Quelle zu finden. In der Literatur gibt es zahlreiche Angaben, dass holzzersetzende Basidiomyceten sowohl organischen Stickstoff in Form von Aminosäuren als auch Ammonium-Stickstoff nutzen können, ersteren aber im Allgemeinen bevorzugen. Demgegenüber können nur wenige Pilze Nitrat-Stickstoff aufnehmen. Aufgrund dieser Angaben wurden für den Wachstumsversuch Ammoniumsulfat, Ammoniumtetrat und Asparagin in je zwei verschiedenen Konzentrationen (0,1 g N/l und 0,351 g N/l) verwendet. Die radiale Wachstumsrate in mm/Tag wurde für jedes Isolat über zuvor gekennzeichnete Wachstumsfronten berechnet.

Die Ergebnisse des Wachstumsversuches haben im Wesentlichen ergeben, dass *P. fraxinea* die mit Abstand beste Wachstumsleistung bei der Zugabe von Asparagin und einer hohen N-Konzentration von 0,351 g N/l zeigte. Hingegen lag der Radialzuwachs bei der geringen N-Konzentration von 0,1 g N/l unter jenem der Kontrolle. Auch die Zugabe von Ammoniumsulfat und Ammoniumtetrat führte zu keiner Zunahme der Wachstumsraten. Diese Ergebnisse haben dazu geführt, dass für den Abbauersuch als N-Quelle Asparagin ausgewählt wurde.

Im anschließenden Abbauersuch wurden, in Anlehnung an die ÖNORM EN 113, Prüfkörper der Baumarten *Robinia pseudoacacia*, *Fraxinus excelsior* und *Quercus robur* dem Angriff von *P. fraxinea* in Reinkultur ausgesetzt, um die Abbaurate des Pilzes festzustellen. Der Einfluss von Stickstoff wurde getestet, indem Asparagin in den Konzentrationen 0,1 g N/l und 0,351 g N/l dem Nährmedium zugefügt wurde.

Die Ergebnisse des Abbauersuchs bestätigen jene Untersuchungen, die zu dem Schluss gekommen sind, dass mehr verfügbarer Stickstoff tendenziell zu einem höheren Holzabbau führt. Am eindeutigsten waren die Ergebnisse bei der Esche, wo sich gegenüber der Kontrolle bei der Variante 0,351 g N/l eine Zunahme der Abbaurate um 63,5 % ergab. Zugleich zeigte sich, dass das Vorhandensein von Pilzhemmenden Substanzen (z. B. Extraktstoffe im Kernholz)

die fördernde Wirkung des Stickstoffes in Hinblick auf Pilzwachstum und Holzabbau erheblich einschränken können.

Die Resultate der vorliegenden Arbeit und die erwähnten wissenschaftlichen Studien bestätigen, dass nicht alleine der N-Gehalt für die Förderung von Holzerstörenden Pilzen verantwortlich ist. Vielmehr beeinflusst eine Vielzahl von Faktoren den Holzabbau durch Pilze:

- ① Die Art der N-Quelle, sowie deren Konzentration.
- ① Der pH-Wert des Nährmediums.
- ① Die Verfügbarkeit anderer für die Entwicklung des Pilzes erforderlichen Nährstoffe (wie z. B. Kohlenhydrate).
- ① Spezifische Parameter einer Holz-/Baumart, wie die Holzanatomie, Rohdichte, oder das Vorhandensein von pilzhemmenden Substanzen (Extraktstoffe).
- ① Ob es sich bei dem Holz um Wurzel-, oder Stammholz handelt.

Da das Zusammenspiel dieser genannten Faktoren – besonders in Bezug auf den durch den Eschenbaumschwamm hervorgerufenen Holzabbau – noch nicht in allen Belangen erforscht wurde, bleibt innerhalb dieser Thematik genügend Spielraum für zukünftige Untersuchungen.

Schrifttum

- AAS G., 1998: Morphologische und ökologische Variation mitteleuropäischer *Quercus*-Arten: ein Beitrag zum Verständnis der Biodiversität. Eching bei München: IHW-Verlag und Verlagsbuchhandlung.
- AAS G., 2002a: Die gewöhnliche Esche (*Fraxinus excelsior*) – Dendrologische Anmerkungen. In: Kölbl M. (Red.), Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft (LWF) (Hrsg.): Beiträge zur Esche. Fachtagung zum Baum des Jahres 2001. Freising: Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft. 1-5.
- AAS G., 2002b: *Quercus robur*. In: Roloff A. (Hrsg.), Schütt P. (Begr.): Enzyklopädie der Holzgewächse. Handbuch und Atlas der Dendrologie. 30. Erg. Lfg. 12/02, Landsberg am Lech: Ecomed-Verlags-Gesellschaft.
- ADLER W., MRKVICKA A.Ch., 2003: Die Flora Wiens, gestern und heute. Die wildwachsenden Farn- und Blütenpflanzen in der Stadt Wien von der Mitte des 19. Jahrhunderts bis zur Jahrtausendwende. Wien: Verlag des Naturhistorischen Museums Wien.
- ALCUBILLA M., RODENKIRCHEN H., 1985: Der Boden: Aufbau, Entstehung, Entwicklung. *Naturwissenschaften im Unterricht – Physik/Chemie*, 33(8), 260-266.
- AMBERGER A., 1996: Pflanzenernährung. Ökologische und physiologische Grundlagen; Dynamik und Stoffwechsel der Nährelemente. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.
- AMMER U., 1963: Untersuchungen über die Sorption pilzbefallenen Holzes. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 12, 465-470.
- AMMER U., 1964: Über den Zusammenhang zwischen Holzfeuchtigkeit und Holzzerstörung durch Pilze. *Holz als Roh- und Werkstoff*, 22, 47-51.
- ANONYM, 2011: Jeder Wiener Baum hat sein Online-Profil. In: Der Standard, 05.09.2011. Abrufbar im Internet. URL: [http://derstandard.at/1315005463557/VirtuellerBaumkataster-im-Internet-Jeder Wiener Baum-hat-sein-Online-Profil](http://derstandard.at/1315005463557/VirtuellerBaumkataster-im-Internet-Jeder-Wiener-Baum-hat-sein-Online-Profil); [Abfrage am 24.09.2016].
- ARGE GRÜN, LOIDL, SAIKO, IVANCSICS, 1985: Gestaltungskatalog Stadtbäume. Gürtel, Süd und Westeinfahrt; im Auftrag der MA 18. Wien: ARGE Grün.

- ARNEBRANT K., 1994: Nitrogen Amendments Reduce the Growth of Extramatrical Ectomycorrhizal Mycelium. *Mycorrhiza*, 5, 7-15.
- ARON A., KAHR H., MICHELITSCH S., PIDLICH-AIGNER H., PRELICZ D., 2005: Vorläufige Rote Liste gefährdeter Großpilze der Steiermark. *Joannea Botanik*, 4, 45-80.
- ATLAS R.M., PARKS L.C. (Hrsg.), 1993: Handbook of Microbiological Media. Boca Raton [u.a.]: CRC Press, Inc.
- AUBÖCK M., RULAND G., 1994: Grün in Wien. Ein Führer zu den Gärten, Parks und Landschaften der Stadt. Mit ausführlicher Beschreibung 42 ausgewählter Anlagen. Wien: Falter Verlag.
- BADURA A., 1990: Der Einfluss des nichtsteroidalen Antiphlogistikums Meloxicam bei gesunden Hunden auf klinisches Allgemeinbefinden, okkultes Blut im Kot, Blutbild, Harnstatus, die Parameter Bilirubin, Glutamat-Dehydrogenase (GLDH), Glutamat Oxalacetat Transaminase (GOT), Glutamat-Pyruvat-Transferase (GPT), Alkalische Phosphatase (AP), [Gamma] Glutamyl-Transferase [Gamma-Glutamyl-Transferase] ([Gamma]-GT), Gesamteiweiß, Harnstoff, Kreatinin, die Elektrolyte Natrium und Kalium. Dissertation. Justus-Liebig Universität Gießen. Gießen.
- BALDER H., 1994: Schäden durch Hunde-Urin im öffentlichen Grün. *Das Garten Amt. Stadt und Grün*, 43(9), 621-624.
- BALDER H., EHLEBRACHT K., MAHLET E., 1997: Straßenbäume. Planen, Pflanzen, Pflegen am Beispiel Berlin. Berlin [u.a.]: Patzer Verlag.
- BALDER H., 1998: Die Wurzeln der Stadtbäume. Ein Handbuch zum vorbeugenden und nachsorgenden Wurzelschutz; mit 38 Tabellen. Berlin: Parey Buchverlag.
- BAVENDAMM W., 1956: Untersuchungen über die Möglichkeit einer Abkürzung des Klötzchenverfahrens nach DIN 52176 durch Zusatz von Pepton zum Nährboden. *Holz als Roh und Werkstoff*, 14(5), 181-185.
- BAVENDAMM W., REICHELT H., 1938: Die Abhängigkeit des Wachstums holzzersetzender Pilze vom Wassergehalt des Nährsubstrates. *Archiv für Mikrobiologie*, 9(1), 486-544.
- BAXTER D.V., 1925: *Fomes fraxineus* Fr. in Culture. *Papers of the Michigan Academy of Science, Arts and Letters*, 4(1), 55-66.
- BEBBER D.P., WATKINSON S.C., BODDY L., DARRAH P.R., 2011: Simulated Nitrogen Deposition Affects Wood Decomposition by Cord-Forming Fungi. *Oecologia*, 167, 1177-1184.

- BERGER G., 2011: MA 42 Wiener Stadtgärten, Dezernat 6, Referat Baumsicherheit- und pflege. Mündliche Mitteilungen im November 2011.
- BERGER G., 2014: MA 42 Wiener Stadtgärten, Dezernat 6, Referat Baumsicherheit- und pflege. Mündliche Mitteilung im November 2014.
- BERTHOLD D., 2005: Soil Chemical and Biological Changes through the N₂ Fixation of Black Locust (*Robinia pseudoacacia* L.) – a Contribution to the Research of Tree Neophytes. Dissertation. Georg-August-Universität Göttingen. Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie. Göttingen.
- BILDUNGSSERVER SACHSEN-ANHALT, 2016: Chemie. Aufgabenbeispiel zur mündlichen Prüfung in der Sekundarstufe I. Thema: Stickstoffdüngemittel. Abrufbar im Internet: URL: https://www.bildung-lsa.de/unterricht/muendliche_pruefungen/_aufgaben_sekundarstufe_i/chemie.html?INH_ID=950 [Abfrage am 05.11.2016].
- BISEN P.S., 2014: Laboratory Protocols in Applied Life Sciences. Boca Raton: CRC Press.
- BLUME H.-P., 1996: 3.4.4.9 Böden städtisch-industrieller Verdichtungsräume. In: Blume H.P., Felix Henningsen P., Fischer W., Frede H.-G., Horn R., Stahr K. (Hrsg.), Handbuch der Bodenkunde. Lfg. 1, Weinheim: Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, 1-48.
- BLUME H.-P., 1997: 2.2 Boden als Standortfaktor. In: Keller E.R., Hanus H., Heyland K.- U. (Hrsg.), Handbuch des Pflanzenbaues. Band 1: Grundlagen der landwirtschaftlichen Pflanzenproduktion. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co. 69-105.
- BOLLARD E.G., 1958: Nitrogenous Compounds in Tree Xylem Sap. In: Thimann K.V. (Ed.): The Physiology of Forest Trees. A Symposium Held at the Harvard Forest April, 1957. New York: The Ronald Press Company. 83-93.
- BÖTTCHER P., LIESE W., 1975: Zur Verkernung des Wurzelholzes von Fichte und Lärche. *Forstwissenschaftliches Centralblatt*, 94, 152-160.
- BRAUN C., 1990: Der Zustand der Wiener Stadtbäume. Interpretation des Kronenzustandes und vergleichende Untersuchungen des Mineralstoffhaushaltes. Wien: Magistrat der Stadt Wien , MA 22 – Umweltschutz.
- BREITENBACH J., KRÄNZLIN F., 1986: Pilze der Schweiz. Beitrag zur Kenntnis der Pilzflora der Schweiz. Band 2. Heterobasidiomycetes (Gallertpilze), Aphylophorales (Nichtblätterpilze), Gastromycetes (Bauchpilze). 528 beschriebene Arten mit Mikrozeichnungen und Farbfotos, vor allem aus der Zentralschweiz. Luzern: Verlag Mykologia. 296.

- BÜHL A., 2012: SPSS 20. Einführung in die moderne Datenanalyse. 13. Auflage, München [u.a.]: Pearson.
- CAMPBELL W.A., 1938: The Cultural Characteristics of the Species of Fomes. *Bulletin of the Torrey Botanical Club*, 65(1), 31-69.
- CARTWRIGHT K.ST.G., FINDLAY W.P.K., 1934: Studies in the Physiology of Wood-destroying Fungi. II. Temperature and Rate of Growth. *Annals of Botany*, 48(2), 481-495.
- CIERJACKS A., KOWARIK I., JOSHI J., HEMPEL S., RISTOW M., VON DER LIPPE M., WEBER E., 2013: Biological Flora of the British Isles: *Robinia pseudoacacia*. *Journal of Ecology*, 101, 1623-1640.
- CODER K.D., 1997: Tree nutrition series: Control of Nitrogen Levels in Trees. University of Georgia. Cooperative Extension Service Forest Resources. FOR97-14.
- COWLING E.B., MERRILL W., 1966: Nitrogen in Wood and its Role in Wood Deterioration. *Canadian Journal of Botany*, 44(7), 1539-1554.
- DÄMON W., 2014: Österreichische Mykologische Gesellschaft. Datenbank der Pilze Österreichs. Projekt-Koordination, Webmaster und Datenbank-Administrator. Mündliche Mitteilung im Dezember 2014.
- DANNINGER E., 1980: Untersuchungen über Abbaumechanismen holzerstörender Pilze. Dissertation. Technische Universität Wien. Wien.
- DIX N.J., WEBSTER J., 1995: Fungal ecology. 1st Edition, London [u.a.]: Chapman & Hall.
- DÖRFELT H., RUSKE E., 2008: Die Welt der Pilze. Mit 220 farbigen Abbildungen, 82 Textfiguren und 22 Tabellen. 2. Auflage, Jena: Weissdorn-Verlag.
- DÖRFELT H., RUSKE E., 2014: Morphologie der Großpilze. Mit 112 Farbbildtafeln, Glossar und Namensregister. Berlin [u.a.]: Springer Spektrum.
- DUJESIEFKEN D., JASKULA P., KOWOL T., WOHLERS A., 2007: Baumkontrolle unter Berücksichtigung der Baumart. Bildatlas der typischen Schadsymptome und Auffälligkeiten. 1. Ausgabe [Nachdruck], Braunschweig: Haymarket Media GmbH & Co. KG.
- ENGELS J., 1998: Studien zur Besiedelung und Holzzersetzung an ausgewählten Laub- und Nadelbäumen durch wurzelbürtige Pilze. Dissertation. Albert-Ludwigs-Universität Freiburg. Fakultät der Forstwissenschaften. FZKA 6068, Karlsruhe: Forschungszentrum Karlsruhe GmbH.

- ENGELS C., MARSCHNER H., 1995: Plant Uptake and Utilization of Nitrogen. In: Bacon P.E. (Hrsg.), Nitrogen Fertilization in the Environment. New York [u.a.]: Marcel Dekker, Inc., 41-81.
- EUROPEAN UNION REPORT, 21319 EN/6, 2004: TG5-Soil Sealing, Soils in Urban Areas, Land Use and Land Use Planning.
- FEHLOW C., 2008: Zum Einfluss des Waldstandorts auf die Eigenschaften von Eichenholz im Hinblick auf die Weinbereitung in Barriquefässern. Geisenheim: Gesellschaft zur Förderung der Forschungsanstalt Geisenheim.
- FINDLAY W.P.K., 1934: Studies in the Physiology of Wood-destroying Fungi. 1. The Effect of Nitrogen Content upon the Rate of Decay of Timber. *Annals of Botany*, 48(189), 109-117.
- FLOTT J.J., GILBERTSON R.L., 1991: Cultural Studies of Four North American Species of *Perenniporia* (Aphyllporales: Polyporaceae). *Mycological Research*, 95(7), 1113-1122.
- FREDE H.-G., BACH M., 1996: 4.4.2 Landschaftsstoffhaushalt. In: Blume H.-P., Felix- Henningsen P., Fischer W., Frede H.-G., Horn R., Stahr K. (Hrsg.), Handbuch der Bodenkunde. Lfg. 1, Weinheim: Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, 1-34.
- FREUDENBERG K., HARTMANN L., 1954: Inhaltsstoffe der *Robinia pseudoacacia*. *Justus Liebigs Annalen der Chemie*, 587(3), 207-212.
- GARRETT S.D., 2011: Pathogenic Root-Infecting Fungi. 1. Paperback edition, Cambridge [u.a.]: Cambridge University Press.
- GLATZEL G., KRAPPENBAUER A., 1975: Streusalzschäden am Baumbestand der Straßen in Wien. Eine Studie des Institutes für Forstliche Standortforschung, Arbeitskreis "Standortskunde der Ziergehölze" der Hochschule für Bodenkultur in Wien. Wien: Institut für forstliche Standortforschung.
- GÖHRE K. (Hrsg.), 1952: Die Robinie (falsche Akazie) und ihr Holz. Berlin: Deutscher Bauernverlag.
- GRIFFIN D.H., 1994: Fungal Physiology. New York [u.a.]: Wiley-Liss, Inc.
- GROSSER D., 1977: Die Hölzer Mitteleuropas. Ein mikrophotographischer Lehratlas. Berlin, Heidelberg, Berlin [u.a.]: Springer-Verlag.
- GROSSER D., 2002: Das Holz der Esche – Eigenschaften und Verwendung. In: Kölbel M. (Red.), Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft (LWF) (Hrsg.): Beiträge zur Esche. Fachtagung zum Baum des Jahres 2001. Freising: Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft. 56-61.

- GULDER H.-J., 2002: Standortansprüche und Wurzelwerk der Esche. In: Kölbl M. (Red.), Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft (LWF) (Hrsg.): Beiträge zur Esche. Fachtagung zum Baum des Jahres 2001. Freising: Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft. 50-52.
- HACSKAYLO J., LILLY V.G., BARNETT H.L., 1954: Growth of Fungi on Three Sources of Nitrogen. *Mycologia*, 46(6), 691-701.
- HAWLEY L.F., FLECK L.C., RICHARDS C.A., 1924: The Relation between Durability and Chemical Composition in Wood. *Industrial and Engineering Chemistry*, 16(7), 699-700.
- HEINZE M., FIEDLER H.-J., 1992: 2. Ernährung der Gehölze. In: Lyr H., Fiedler H.-J., Tranquillini W. (Hrsg.), Physiologie und Ökologie der Gehölze. Jena [u.a.]: Gustav Fischer Verlag, 43-115.
- HELPER W., BLASCHKE M., 2002: Pilze an Esche. In: Kölbl M. (Red.), Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft (LWF) (Hrsg.): Beiträge zur Esche. Fachtagung zum Baum des Jahres 2001. Freising: Bayerische Landesanstalt für Wald und Forstwirtschaft. 56-61.
- HÖLL W., TRÜB E., REHFUESS K.E., ALCUBILLA M. 1975: Konzentrationsgradienten von Stickstoff, Zuckern und Adenosintriphosphat in Stammscheiben von verschiedenen ernährten Fichten (*Picea abies* Karst.) aus einem Stickstoffdüngerversuch. *Forstwissenschaftliches Centralblatt*, 94, 78-88.
- HOPFFGARTEN E.-H., 1933: Beiträge zur Kenntnis der Stockfäule (*Trametes radiciperda*). *Phytopathologische Zeitschrift*, 6(1), 1-48.
- HUNGATE R.E., 1940: Nitrogen Content of Sound and Decayed Coniferous Woods and its Relation to Loss in Weight During Decay. *Botanical Gazette*, 102(2), 382-392.
- JASCHINSKI T., 2012: Vergleichende eingehende Untersuchungen zur Diagnose von Stockfäule an Robinie. Bachelorarbeit. HAWK Hochschule für angewandte Wissenschaft und Kunst Hildesheim/Holzminde/Göttingen. Fakultät Ressourcenmanagement. Studiengang Arboristik. Göttingen.
- JENNINGS D.H., 1995: The physiology of fungal nutrition. Cambridge [u.a.]: Cambridge University Press.
- JENNINGS D.H., LYSEK G., 1999: Fungal Biology. Understanding the Fungal Lifestyle. 2nd Edition, Oxford: BIOS Scientific Publishers.
- JONES H.L., WORRALL J.J., 1995: Fungal Biomass in Decayed Wood. *Mycologia*, 87, 459-466.

- KÄÄRIK A., 1960: Growth and Sporulation of *Ophiostoma* and Some Other Blueing Fungi on Synthetic Media. Uppsala: A.-B. Lundequistsaka Bokhandeln.
- KEHR R., 2011: HAWK Hochschule für angewandte Wissenschaft und Kunst Hildesheim/Holzminde/Göttingen. Fakultät Ressourcenmanagement. Mündliche Mitteilungen im Dezember 2011.
- KEHR R., WOHLERS A., DUJESIEFKEN D., WULF A., 2000a: Der Eschenbaumschwamm an Robinien – Diagnosemerkmale und Kultureigenschaften. In: Dujesiefken D., Kockerbeck P. (Hrsg.): Jahrbuch der Baumpflege 2000. Braunschweig: Verlag Thalacker Medien. 200-207.
- KEHR R., DUJESIEFKEN D., WOHLERS A., WULF A., 2000b: Root and butt decay of *Robinia pseudoacacia* caused by *Perenniporia fraxinea*. In: Backhaus G.F., Balder H., Idczak E. (Ed.), Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Braunschweig und Berlin (Hrsg.): International Symposium on Plant Health in Urban Horticulture, Braunschweig, Germany, from May 22 to May 25, 2000. Berlin: Parey Buchverlag Berlin. 92-96.
- KERESZTESI B., 1988: I. Natural Range of Black Locust and Its Distribution in Other Countries. In: Keresztesi B. (Ed.): The black locust. Budapest: Akadémiai Kiadó.
- KIRISITS T; CECHE T.L., 2016: Aktueller Wissensstand zum Eschen(trieb)sterben. In: Mitter M. (Hrsg.), Eschen(trieb)sterben und Verkehrssicherheit. Broschüre über die Informationsveranstaltung vom Mittwoch, den 6. April 2016, in Salzburg. Salzburg: Land Salzburg. 7-21. Abrufbar im Internet. URL: <https://www.salzburg.gv.at/agrarwald/Documents/Eschentriebsterben.pdf>.
- KIRK P.M., CANNON P.F., MINTER D.W., STALPERS J.A., 2008: Ainsworth & Bisby's Dictionary of the Fungi. 10. Edition, Wallingford: CAB International.
- KLUG P., LEWALD-BRUDI M., 2012: Holzzersetzende Pilze. 1. Auflage, Bad Boll: Arbus Verlag.
- KLUG P., LEWALD-BRUDI M., 2016: Holzzersetzende Pilze. 2. Auflage, Bad Boll: Arbus Verlag.
- KOLLMANN F., 1941: Die Esche und ihr Holz. Schriftenreihe Eigenschaften und Verwertung der deutschen Nutzhölzer 1. Berlin: Verlag von Julius Springer.
- KRAHL-URBAN J., 1959: Die Eichen. Forstliche Monographie der Traubeneiche und der Stieleiche. Hamburg: Verlag Paul Parey.
- KREISEL H., SCHAUER F., 1987: Methoden des mykologischen Laboratoriums. Stuttgart [u.a.]: Gustav Fischer Verlag.

- KRIEGLSTEINER G.J. (Hrsg.), 2000: Die Großpilze Baden-Württembergs. Band 1: Allgemeiner Teil Ständerpilze: Gallert-, Rinden-, Stachel- und Porenpilze. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer. 565-566.
- KRIETER M., 1993: Bodenaufbau am innerstädtischen Straßenbaumstandort. Ökosystemische Aspekte und Erfahrungen aus einem praxisnahen Forschungsprojekt. *Das Gartenamt. Stadt und Grün*, 42(8), 492-499.
- KRIETER M., MALKUS A., 2000: Effects of soil physical and chemical properties on tree growth in urban areas. In: Backhaus G.F., Balder H., Idczak E. (Ed.), Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Braunschweig und Berlin (Hrsg.): International Symposium on Plant Health in Urban Horticulture, Braunschweig, Germany, from May 22 to May 25, 2000. Berlin: Parey Buchverlag Berlin. 138-154.
- KRISAI-GREILHUBER I., 1999: Rote Liste gefährdeter Großpilze Österreichs. 2. Fassung. In: Niklfeld H. (Hrsg.), Grims F.: Rote Listen gefährdeter Pflanzen Österreichs. Graz: Austria Medien Service. 229-266.
- KUCERA P., 1995: Flora Theresiana. Über die Pflanzen des Theresianischen Parks. Wien: Stiftung Theresianische Akademie.
- KUČERA L.J., 1989: Einsatzmöglichkeiten der Kernspintomographie in der Holzforschung. *Vierteljahrsschrift der Naturforschenden Gesellschaft in Zürich*, 134(3), 175-196.
- LAIHO R., PRESCOTT C.E., 2004: Decay and Nutrient Dynamics of Coarse Woody Debris in Northern Coniferous Forests: A Synthesis. *Canadian Journal of Forest Research*, 34(4), 763-777.
- LEVI M.P., MERRILL W., COWLING E.B., 1968: Role of Nitrogen in Wood Deterioration. VI. Mycelial Fraction and Model Nitrogen Compounds as Substrates for Growth of *Polyporus versicolor* and Other Wood-Destroying and Wood-Inhabiting Fungi. *Phytopathology*, 58, 626-634.
- LILLY V.G., BARNETT H.L., 1951: Physiology of the Fungi. New York [u.a.]: McGraw-Hill Book Company, Inc.
- LITTKER W.R., BLEDSOE C.S., EDMONDS R.L., 1984: Nitrogen Uptake and Growth *in vitro* by *Hebeloma crustuliniforme* and Other Pacific Northwest Mycorrhizal Fungi. *Canadian Journal of Botany*, 62, 647-652.
- LOCK S., 1970: Linzer Straßenbäume. *Apollo. Nachrichtenblatt der naturkundlichen Station der Stadt Linz*, 21, 1-3.
- LOHWAG K., 1957: Über den Einfluß des Nährbodens auf das Wachstum holzerstörender Pilze. *Holzforschung und Holzverwertung*, 9, 25-26.

- LYR H., 1962: Detoxification of Heartwood Toxins and Chlorophenols by Higher Fungi. *Nature*, 195, 289-290.
- MACHURA L., 1970: Bäume an der Straße. Ein Beitrag zum Europäischen Naturschutzjahr 1970 aus dem Institut für Naturschutz und Landschaftspflege in Wien. Graz: Österreichischer Naturschutzbund.
- MAGISTRATSABTEILUNG 42 – WIENER STADTGÄRTEN (MA 42), 2016: Baumkataster der Stadt Wien. Abrufbar im Internet. URL: https://www.data.gv.at/katalog/dataset/stadt-wien_baumkatasterderstadtwien; [Abfrage am 27.09.2016].
- MARMANN P., 1998: Der interne Stickstoffkreislauf von Esche (*Fraxinus excelsior*) und Birke (*Betula pendula*) bei unterschiedlicher Wasserversorgung. Bayreuth: BITÖK, Wissenschaftliches Sekretariat, Universität Bayreuth Verlag.
- MARUTZKY R., ROFFAEL E., 1977: Über den Stickstoffgehalt in Holz, Rinden und Biomasse. Sein Einfluss auf die Ermittlung des Bindemittelgehalts in Spanplatten. *Holz-Zentralblatt*, 103(28), 424.
- MASANZ M., NAGL M., 1996: Ringstraßenallee. Von der Freiheit zur Ordnung vor den Toren Wiens. Wien: Verlag Franz Deuticke.
- MERRILL W., COWLING E.B., 1966: Role of Nitrogen in Wood Deterioration: Amounts and Distribution of Nitrogen in Tree Stems. *Canadian Journal of Botany*, 44(11), 1555-1580.
- METZLER B., 1994: Die Luftversorgung des Hallimasch in nassem Fichtenholz. *Nachrichtenblatt des Deutschen Pflanzenschutzdienstes*, 46, 292-294.
- MIELE C., 1941: Die Akazie (*Robinia pseudoacacia*). Anpflanzung, Pflege und Verwertung des Holzes; für Waldbesitzer und Holzindustrielle geschrieben. Berlin: Reichsnährstand Verlagsgesellschaft.
- MONTGOMERY H.B.S., 1936: A Study of *Fomes Fraxineus* and its Effects on Ashwood. *Annals of Applied Biology*, 23(3), 465-486.
- MOSHKI A., LAMERSDORF N.P., 2011: Symbiotic Nitrogen Fixation in Black Locust (*Robinia pseudoacacia* L.) Seedlings from Four Seed Sources. *Journal of Forestry Research*, 22(4), 689-692.
- MÜNCH E., 1909: Untersuchungen über Immunität und Krankheitsempfänglichkeit der Holzpflanzen. *Naturwissenschaftliche Zeitschrift für Forst- und Landwirtschaft*, 7(1,2,3) 54-75, 87-114, 129-160.

- NEUSTIFTER C., 1952: Kulturversuche holzerstörender Pilze und anschließende mikroskopische Untersuchungen des abgebauten Holzes. Dissertation. Universität Wien. Philosophische Fakultät. Wien.
- NOBLES M.K., 1948: Studies in Forest Pathology. VI. Identification of Cultures of Wood-rotting Fungi. *Canadian Journal of Research*, 26(C), 281-413.
- NOBLES M.K., 1965: Identification of Cultures of Wood-inhabiting Hymenomycetes. *Canadian Journal of Botany*, 43(7), 1097-1139.
- OLBRICH St., 1908: Allee- und Straßenbäume und ihre Verwendung. *Mitteilungen der Deutschen Dendrologischen Gesellschaft*, 17, 108-118.
- ÖNORM EN 113, 1996: Holzschutzmittel. Prüfverfahren zur Bestimmung der vorbeugenden Wirksamkeit gegen holzerstörende Basidiomyceten. Bestimmung der Grenze der Wirksamkeit. Deutsche Fassung. Ident mit EN 113:1996.
- ÖNORM EN 350-1, 1994: Dauerhaftigkeit von Holz und Holzprodukten. Natürliche Dauerhaftigkeit von Vollholz. Teil 1: Grundsätze für die Prüfung und Klassifikation der natürlichen Dauerhaftigkeit von Holz. Deutsche Fassung. Ident mit EN 350-1:1994.
- ÖSTERREICHISCHE MYKOLOGISCHE GESELLSCHAFT, 2016: Datenbank der Pilze Österreichs. Bearbeitet von Dämon W., Hausknecht A., Krisai-Greilhuber I. Abrufbar im Internet. URL: <http://www.austria.mykodata.net> [Abfrage am 28.10.2016].
- PETERS S., 1996: Untersuchungen über die Holzeigenschaften der Stieleiche (*Quercus robur* L.) und ihre Beeinflussung durch die Bestandesdichte. Clausthal Zellerfeld: Papierflieger.
- PLATT W.D., COWLING E.B., HODGES C.S., 1965: Comparative Resistance of Coniferous Root Wood and Stem Wood to Decay by Isolates of *Fomes annosus*. *Phytopathology*, 55, 1347-1353.
- RAWALD W. 1962: Zur Fruchtkörperbildung höherer Pilze in künstlicher Kultur. *Zeitschrift für Pilzkunde*, 27, Sonderheft 2-4, 83-87.
- REHNERT M., BÖCKER R., 2008: Untersuchungsgebiet Südlicher Schönbuch: lignicole Pilze an *Robinia pseudoacacia* L. im Vergleich zu Stadt- und Alleebäumen. *Berichte des Institutes für Landschafts- und Pflanzenökologie der Universität Hohenheim*, 17, 189-198.
- ROFFAEL E., STEGMANN G., 1983: Bedeutung der Holz-Extraktstoffe in chemisch technologischer Hinsicht. *Adhäsion*, 27, 7-11 und 14-19.

- ROLOFF A., PIETZARKA U., 1997: *Fraxinus excelsior*. In: Roloff A. (Hrsg.), Schütt P. (Begr.): Enzyklopädie der Holzgewächse. Handbuch und Atlas der Dendrologie. 7. Erg. Lfg. 3/97, Landsberg am Lech: Ecomed-Verlags-Gesellschaft.
- SCHEFFER F., SCHACHTSCHABEL P., BLUME H.-P., 2010: Lehrbuch der Bodenkunde. 16. Auflage, Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.
- SCHESTAG C., 1988: Mineralstoffverteilung und Reservestoffhaushalt streusalzbelasteter Wiener Allee-bäume. Dissertation. Universität Wien. Formal- und Naturwissenschaftliche Fakultät. Wien.
- SCHMIDT O., 1994: Holz- und Baumpilze. Biologie, Schäden, Schutz, Nutzen. Berlin [u.a.]: Springer Verlag.
- SCHMIDT, O., LIESE W., & MORETH, U., 1996: Decay of Timber in a Water Cooling Tower by the Basidiomycete *Physisporinus vitreus*. *Material und Organismen*, 30, 161-177.
- SCHMITZ H. & KAUFERT F., 1936: The Effect of Certain Nitrogenous Compounds on the Rate of Decay of Wood. *American Journal of Botany*, 23(10), 635-638.
- SCHUBERT S., 2006: Pflanzenernährung. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.
- SCHÜTT P., 1994: *Robinia pseudoacacia*. In: Roloff A. (Hrsg.), Schütt P. (Begr.): Enzyklopädie der Holzgewächse. Handbuch und Atlas der Dendrologie. Landsberg am Lech: Ecomed-Verlags Gesellschaft.
- SCHWARZE F.W.M.R., 1995: Entwicklung und biomechanische Auswirkungen von holzzersetzenden Pilzen in lebenden Bäumen und in vitro. Dissertation. Albert Ludwigs-Universität Freiburg. Institut für Forstbotanik und Baumphysiologie. Erndtebrück: SVK-Verlag.
- SCHWARZE F.W.M.R., ENGELS J., MATTHECK C., 2011: Holzzersetzende Pilze in Bäumen. Strategien der Holzzersetzung. 2. Auflage, Freiburg im Breisgau [u.a.]: Rombach Verlag KG.
- SCHWEINGRUBER F.H., 1990: Mikroskopische Holzanatomie. Formenspektren mitteleuropäischer Stamm- und Zweighölzer zur Bestimmung von rezentem und subfossilem Material. 3. Auflage, Birmensdorf: Eidgenössische Forschungsanstalt für Wald, Schnee und Landschaft. F. Flück-Wirth.
- SEEGMÜLLER S., 1999: Der Einfluss von Mykorrhizen, atmosphärischem Kohlendioxid und Wassermangel auf das Wachstum und die Schwefel- und Stickstoffernährung der Stieleiche (*Quercus robur* L.). 1. Auflage, Frankfurt/M: Wissenschafts-Verlag Dr. Wigbert Maraun.

- SHEPPARD P.R., 2012: The University of Arizona, Academic Department Geography and Regional Development. Mündliche Mitteilung im Jänner 2012.
- SNELL W.H., 1929: The Relation of the Moisture Contents of Wood to its Decay. III. *American Journal of Botany*, 16(7), 543-546.
- SNELL W.H., HOWARD N.O., LAMB M.V., 1925: The Relation of Moisture Contents of Wood to its Decay. *Science*, 62(1608), 377-379.
- SOLANSKY S., 1982: Stickstoffdynamik und Stickstoffverluste im Boden. *Die Bodenkultur. Journal für Landwirtschaftliche Forschung*, 33(3), 185-201.
- STAHR K., STASCH D., BECK O., 2003: Entwicklung von Bewertungssystemen für Bodenressourcen in Ballungsräumen. Forschungsbericht FZKA-BWPLUS. Universität Hohenheim, Institut für Bodenkunde und Standortlehre, Hohenheim.
- STALPERS J.A., 1978: Identification of Wood-inhabiting Aphyllophorales in Pure Culture. Baarn: Centraalbureau voor Schimmelcultures.
- STARKL J., 1983: Erfahrungen zur Züchtung und Anzucht des Stadtbaumes. In: Gälzer R. (Hrsg.): Der Baum in der Stadt. Seminarreihe, Schönbrunner Gespräche 1983. Wien: Österreichische Gesellschaft für Landschaftsplanung und Landschaftsarchitektur. 39-44.
- STEINBERG R.A., (1939) Growth of Fungi in Synthetic Nutrient Solutions. *The Botanical Review*, 5(6), 327-350.
- SZCZEPKOWSKI A., 2004: *Perenniporia fraxinea* (Fungi, Polyporales), A New Species for Poland. *Polish Botanical Journal*, 49(1), 73-77.
- TESCHE M., HANAUSKA D., 1981: Untersuchungen zum Pilzbefall an Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.) im Stadtgebiet Dresden. *Tagungsbericht 1. Leipziger Symposium urbane Ökologie*, 33-36.
- TROLLDENIER G., 1971: Bodenbiologie. Die Bodenorganismen im Haushalt der Natur. Stuttgart: Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller & Co.
- TÜRK H.-P. (Bearb.), 1974: Straßengrün im verbauten Gebiet. Gestaltungsvorschläge und Hinweise für Bebauungs- und Flächenwidmungspläne. Linz: Amt der Oberösterreichischen Landesregierung, Abteilung Raumordnung und Landesplanung.
- WAWRIK H., 1997: Robiniensterben. Unbekannte Krankheit oder nur Kulturfehler? *Stadt und Grün. Das Gartenamt*, 46(2), 125-129.

WESSELS J.G.H., 1965: Morphogenesis and Biochemical Processes in *Schizophyllum commune*.
Wentia, 13(S1), 1-113.

WITZIGMANN J., 1940: Harnuntersuchungen bei den Haussäugetieren. Hannover: M. & H. Schaper.

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Fruchtkörper von <i>P. fraxinea</i> am Stammfuss von <i>R. pseudoacacia</i> .-----	1
Abb. 2: Anzahl der in Wien öffentlich wachsenden Robinien in Abhängigkeit vom geschätzten bzw. tatsächlichen Pflanzjahr. Die in Wiener Parkanlagen gepflanzten Robinien wurden nicht berücksichtigt. (Anm.: Das Alter der einzelnen Bäume wurde aufgrund des Stammumfanges geschätzt. Erst seit 2006 ist das genaue Pflanzjahr bekannt).-----	3
Abb. 3: Stickstoffkreislauf.-----	7
Abb. 4: Die Hauptstickstoffverbindungen, die den Pilzen unter natürlichen Bedingungen zur Verfügung stehen (mit Ausnahme von Chitin) und die Darstellung der N-Umwandlung im Inneren des Pilzes. Die gestrichelten Linien stellen einzelne Prozesse des Stoffwechsels vereinfacht dar.-----	13
Abb. 5: Fruchtkörper (siehe Pfeile) von <i>P. fraxinea</i> am Stammfuss von <i>Populus</i> im Wiener Prater.-----	15
Abb. 6: Fruchtkörper von <i>P. fraxinea</i> . linke Abb. oben: Fruchtkörper an <i>Robinia pseudoacacia</i> mit hellem Zuwachsrand. rechte Abb. oben: Fruchtkörper am Stammfuß von <i>Quercus robur</i> mit weißem Sporenpulver im Botanischen Garten Wien. Abb. unten: Fruchtkörper am Stammfuß von <i>Fraxinus excelsior</i> im Wiener Prater.-----	18
Abb. 7: Porenschicht von <i>P. fraxinea</i> .-----	19
Abb. 8: Reinkulturen von <i>P. fraxinea</i> auf Malzextrakt-Agar. Bei der linken Petrischale wurde die weitere Entwicklung des Pilzmyzels durch eine Lagerung bei +6°C gestoppt.-----	20
Abb. 9: Gespaltener Stamm einer Robinie mit auf den Wurzel- und Stammbereich begrenzter Fäule durch <i>P. fraxinea</i> .-----	21
Abb. 10: Schematische Darstellung der Bildung von Primordien bei Basidiomyceten.-----	21
Abb. 11: Prüfkörper von <i>Fagus</i> (links oben), <i>Fraxinus</i> (rechts oben), <i>Quercus</i> (links unten) und <i>Robinia</i> (rechts unten) nach 18-wöchigem Holzabbau durch <i>P. fraxinea</i> .-----	21
Abb. 12: Älteste Robinie Europas im Theresianischen Park in Wien.-----	24

Abb. 13: Verbreitung von <i>Robinia pseudoacacia</i> in Wien. -----	24
Abb. 14: Verbreitung von <i>Fraxinus excelsior</i> in Wien. -----	26
Abb. 15: Verbreitung von <i>Quercus robur</i> in Wien (graue Flächen). -----	28
Abb. 16: Prüfkörper (<i>Robinia</i>) mit variablem Splintholzanteil (links im Bild). -----	30
Abb. 17: Bestimmung des Volumens eines Prüfkörpers. -----	31
Abb. 18: Durchführung der Wachstumsmessungen: linke Abb.: Myzel-Wachstum von <i>P. fraxinea</i> innerhalb von 9 Tagen, rechte Abb.: Vor Beginn des Versuches wurden zwei orthogonale Linien (A, B) gezogen; Kreis C markiert die Wachstumsfront vor dem eigentlichen Wachstumsversuch; Kreis D markiert die Wachstumsfront nach Ablauf des Wachstumsversuches. -----	35
Abb. 19: Für die Sterilisierung in Polyethylen-Folie eingeschweißte Prüfkörper (links) und Plastikunterlagen (rechts). -----	37
Abb. 20: Mit Malzextrakt-Agar befüllte und mit <i>P. fraxinea</i> beimpfte Duranflaschen. Um nach der Abkühlphase des Nährbodens eine Belüftung der Duranflaschen zu gewährleisten, wurden diese um 180° gedreht und bis zum Einbau der Prüfkörper in der Impfbank im Umluft-Luftstrom gelagert. -----	38
Abb. 21: Eingebauter Prüfkörper (<i>F. excelsior</i> links, <i>R. pseudoacacia</i> rechts) auf Plastikunterlagen (weiß) als Abstandhalter. -----	39
Abb. 22: Lagerung der Duranflaschen in einem Phytotron. -----	39
Abb. 23: Abb. oben: Zu 100 % mit Myzel be-wachsene Duranflasche nach dem Abbauversuch. Abb. unten: Myzelwachstum nach 18-wöchigem Holz-abbau. -----	39
Abb. 24: Holzabbau durch <i>P. fraxinea</i> . Abb. oben: Prüfkörper: <i>R. pseudoacacia</i> , N-Konzentration im Nährboden: 0,351 g N/l, Myzelbewuchs: 5 %, die Hyphen bilden ein feines Geflecht. Abb. Mitte: Prüfkörper: <i>R. pseudoacacia</i> , N-Konzentration im Nährboden: 0,351 g N/l, Myzelbewuchs: 45 %, teilweise dicht anliegend, leicht filzig. Abb. unten: Prüfkörper: <i>Q. robur</i> , kein zusätzlicher Stickstoff im Nährboden, Myzelbewuchs: 100 %, dicht anliegend, filzig, oder wollig. -----	40

Abb. 25: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Radialzuwachses/Tag von <i>P. fraxinea</i> in Abhängigkeit von N-Quelle und N-Konzentration.-----	47
Abb. 26: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Masseverlusts in Prozent bei Prüfkörpern der Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration.-----	53
Abb. 27: Streudiagramm mit Regressionsgeraden zur Darstellung des Zusammenhangs zwischen Masseverlust und dem Splintholzanteil der Prüfkörper aus Robinie (R^2 Linear = 0,566). -----	55
Abb. 28: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Feuchtegehalts der Prüfkörper (Holzfeuchte) von Esche, Eiche und Robinie bei Beendigung des Abbaubversuchs nach 18 Wochen in Abhängigkeit von der N-Konzentration.	60
Abb. 29: Streudiagramm mit Regressionsgeraden zur Darstellung des Zusammenhangs zwischen Holzfeuchte und Masseverlust der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie (nur Kernholz) nach Holzabbau durch <i>P. fraxinea</i> . (R^2 Linear = 0,660).-----	61
Abb. 30: Myzelbewuchs der Prüfkörper (in %), getrennt nach Esche, Eiche und Robinie (nur Kernholz). -----	63
Abb. 31: Anzahl der Prüfkörper aus Esche Eiche und Robinie (nur Kernholz), die zu 100 % mit Myzel überwachsen waren, in Abhängigkeit von der jeweiligen N-Konzentration im Nährmedium.-----	63
Abb. 32: Zusammenhang zwischen der Myzelfläche am Holz und dem Masse-verlust bei Prüfkörpern aus Esche und Eiche nach erfolgtem Holzabbau durch <i>P. fraxinea</i> in Abhängigkeit von der Stickstoffkonzentration im Nährboden. -----	64
Abb. 33: Myzelbewuchs an den Innenseiten der Duranflaschen (in %) getrennt nach Esche, Eiche und Robinie (nur Kernholz).-----	67
Abb. 34: Anzahl der Duranflaschen, deren Innenseiten zu 90-100 % mit Myzel bewachsen waren, in Abhängigkeit von der jeweiligen N-Konzentration im Nährmedium (die Ergebnisse beziehen sich auf Duranflaschen mit Prüfkörpern aus Esche und Eiche). -----	67

- Abb. 35: Zusammenhang zwischen der Myzelfläche an den Innenseiten einer Duranflasche und dem Masseverlust bei Prüf-körpern aus Esche und Eiche nach dem Holzabbau durch *P. fraxinea*.----- 68
- Abb. 36: Anzahl der gebildeten initialen Fruchtkörperstadien in Abhängigkeit von den getesteten N-Konzentrationen (links) und vom gemessenen Masseverlust (rechts), getrennt nach Baum-/Holzart. ----- 72
- Abb. 37: Zusammenhang zwischen Myzelbewuchs am Prüfkörper und der Kontamination durch Fremdpilze an der Prüfkörperoberfläche für die Prüfkörper aus Eiche und Robinie. --- 73
- Abb. 38: Vergleich der N_t -Gehalte (in %) der Prüfkörper getrennt nach Baum-/Holzarten vor ($N = 24$) und nach dem Abbaubersuch ($N = 61$). ----- 76
- Abb. 39: Querschnitte von Prüfkörpern der Eiche nach dem Abbaubersuch. Prüfkörper 1/Qa15 Stf. (links) besteht fast nur aus Kernholz. Die Prüfkörper 1/Qc01 (Mitte) und 1/Qc07 (rechts) bestehen aus Splintholz.----- 88
- Abb. 40: Bildung initialer Fruchtkörperstadien bei Pilzkulturen von *P. fraxinea* in einer Duranflasche (linke Abb. siehe Pfeil, der Flaschenhals befindet sich in Pfeilrichtung) und am Rand einer Petrischale (rechts). ----- 97
- Abb. 41: Zusammenhang zwischen Stickstoffkonzentration (a) und Stickstoffmenge (b) im Vergleich zum Masseverlust des Holzes. a) N-Konzentration im Holz im Vergleich zum Masseverlust des Holzes für *Phanerochaete velutina* ($r = 0,61$, $df = 57$, $p = 0,000$). b) N-Masse im Holz im Vergleich zum Masseverlust des Holzes ($r = -0,76$, $df = 54$, $p = 0,000$). Unbehandelte Blöcke (Kontrolle) sind durch Kreise, behandelte Blöcke durch Dreiecke gekennzeichnet. ----- 99

Tabellenverzeichnis

Tab. 1: Überblick über die herangezogenen Isolate von <i>P. fraxinea</i> . -----	22
Tab. 2: Überblick über die gemessenen pH-Werte des für den Wachstumsversuch verwendeten Nährmediums je nach N-Quelle und N-Konzentration.-----	33
Tab. 3: Überblick über die gemessenen pH-Werte, der für den Abbauersuch hergestellten MEA-Varianten (n=11). -----	33
Tab. 4: Überblick über die verwendeten Stickstoffquellen und Konzentrationen. -----	34
Tab. 5: Überblick über die Aufteilung der Prüfkörper auf die entsprechende Holzart. -----	36
Tab. 6: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse zur Überprüfung des Einflusses von N-Quelle und N-Konzentration auf den Radialzuwachs von <i>P. fraxinea in vitro</i> . -----	44
Tab. 7: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Wachstumsraten von <i>P. fraxinea in vitro</i> in Abhängigkeit der N-Quelle gemittelt über die Stickstoffkonzentrationen im Vergleich zur Kontrolle.-----	44
Tab. 8: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Wachstumsraten von <i>P. fraxinea in vitro</i> in Abhängigkeit von der N-Konzentration gemittelt über alle Stickstoffquellen im Vergleich zur Kontrolle („kein N“). -----	45
Tab. 9: Mittelwerte der Wachstumsraten (Radialzuwachs in mm/Tag) von Reinkulturen von <i>P. fraxinea</i> in Abhängigkeit von N-Quelle und N-Konzentration (Mittelwerte mit unterschiedlichen Kennbuchstaben unterscheiden sich signifikant auf dem 5%-Niveau). -----	46
Tab. 10: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse (Zwischensubjekteffekte) zur Überprüfung des Einflusses von Baum-/Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Masseverlust der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie. ----	49
Tab. 11: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses der N-Konzentration auf den durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Masseverlust in Prozent bei Prüfkörpern der Eiche.-----	50

Tab. 12: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Abbauraten (Masseverlust in %) an Prüfkörpern von Esche, Eiche und Robinie durch <i>P. fraxinea</i> in Abhängigkeit von der N-Konzentration.-----	51
Tab. 13: Mittelwerte des durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen prozentualen Masseverlusts an Prüfkörpern von Esche, Eiche und Robinie (nach 18 Wochen) (Mittelwerte mit unterschiedlichen Kennbuchstaben unterscheiden sich signifikant auf dem 5%-Niveau). ----	52
Tab. 14: Ergebnis des T-Tests zur Überprüfung der Unterschiede zwischen den durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Abbauraten der Prüfkörper aus Robinie mit und ohne variablen Splintholzanteil. -----	54
Tab. 15: Mittelwerte des durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen prozentualen Masseverlusts an Prüfkörpern von Robinie (Kernholz) und Robinie (Prüfkörper mit Splintholzanteil) (nach 18 Wochen). -----	54
Tab. 16: Ergebnis der einfachen linearen Regressionsanalyse zur Überprüfung des Einflusses des Splintholzanteils auf den durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Masseverlust der Prüfkörper aus Robinie. -----	55
Tab. 17: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse (Zwischensubjekteffekte) zur Überprüfung des Einflusses von Baum-/Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den Feuchtgehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie.-----	57
Tab. 18: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Holzfeuchte (in %) der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration. -----	58
Tab. 19: Mittelwerte der prozentualen Holzfeuchte der Prüfkörper von Esche, Eiche und Robinie, bei Beendigung des Abbauersuchs nach 18 Wochen (Mittelwerte mit unterschiedlichen Kennbuchstaben unterscheiden sich signifikant auf dem 5%-Niveau). ----	59
Tab. 20: Ergebnis des T-Tests zur Überprüfung der Unterschiede zwischen den Holzfeuchten der Prüfkörper aus Robinie mit und ohne variablen Splintholzanteil. -----	59
Tab. 21: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses der N-Konzentration im Nährmedium auf den durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Myzelbewuchs auf den der Prüfkörpern aus Esche, Eiche und Robinie.-----	62
Tab. 22: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses von N-Konzentration auf den durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Myzelbewuchs der Duranflaschen.	

Die Auswertung der Duranflaschen erfolgte getrennt nach den in den Duranflaschen vorhandenen Prüfkörpern aus Esche, Eiche und Robinie.-----	65
Tab. 23: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche des Myzelbewuchses (durch <i>P. fraxinea</i>) der Duranflaschen in Abhängigkeit von der N-Konzentration im Nährmedium getrennt nach den getesteten Baum-/Holzarten. -----	66
Tab. 24: Ergebnisse der Chi-Quadrat-Tests zur Prüfung des Einflusses von Baum-/Holzart und N-Konzentration auf die Bildung von initialen Fruchtkörperstadien durch <i>P. fraxinea</i> . --	70
Tab. 25: Ergebnisse des U-Tests nach Mann-Whitney zur Prüfung von Zusammenhängen zwischen dem durch <i>P. fraxinea</i> hervorgerufenen Masseverlust an Prüfkörpern aus Esche, Eiche und Robinie und der Bildung von initialen Fruchtkörperstadien. -----	70
Tab. 26: Gebildete Mediane für die Abbauraten durch <i>P. fraxinea</i> bei gebildeten und nicht gebildeten initialen Fruchtkörperstadien. -----	70
Tab. 27: Ergebnis der Einfaktoriellen ANOVA zur Überprüfung des Einflusses von Baum-/Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbaubersuch. -----	75
Tab. 28: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der N_t -Gehalt der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbaubersuch, in Abhängigkeit von der Baum-/Holzart. -----	75
Tab. 29: Mittelwerte des N_t -Gehaltes (in %) der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von den getesteten N-Konzentrationen im Nährboden nach dem Abbaubersuch. -----	77
Tab. 30: Ergebnisse des Mittelwertvergleichs der N_t -Gehalte der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbaubersuch mittels T-Tests. -----	78
Tab. 31: Mittelwerte des N_t -Gehaltes in Gew% der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie vor und nach dem Abbaubersuch. -----	79
Tab. 32: Erzielte Holzabbauraten (Surface-block-Methode) bei verschiedenen Weißfäuleerregern an Buchenholz nach 4 Monaten Inkubationszeit bei Zimmertemperatur (18°-20°C) bzw. 25°C. -----	85

Verzeichnis der Abkürzungen und Zeichen

Abb.	Abbildung	mm	Millimeter
Am-t	Ammoniumtatrat	Mo	Molybdän (Nährstoff)
Asn	Asparagin	mval	Milliäquivalent
B	Breite	N (Statistik)	Stichprobenanzahl
Bearb.	Bearbeiter	N	Stickstoff
Begr.	Begründer	N _t	Gesamt-Stickstoff-Menge
bzw.	Beziehungsweise	N ₂	molekularer Stickstoff
Co	Kobalt	N ₂ O	Distickstoffmonoxid
CO ₂	Kohlendioxid	NH ₃ ⁻	Ammoniak
cm	Zentimeter	NH ₄ ⁺	Ammonium
df	Anzahl der Freiheitsgrade	NO	Stickstoffmonoxid
d.h.	das heißt	NO ₃ ⁻	Nitrat
dl	Deziliter	o.g.	oben genannt
d.s.	das sind	otro	Ofentrocken
ed.	Editor	p	Signifikanzwert
Erg. Lfg.	Ergänzungslieferung	ppm	parts per million
et al.	und andere (Autoren)	r	Korrelationskoeffizient
etc.	Etcetera	Red.	Redakteur
F (bei ANOVA)	Fallzahl	sp.	Spezies
F (bei T-Test)	F-Wert	Stf.	Stammfuß
Fe	Eisen	s.u.	siehe unten
g	Gramm	Syn.	Synonym
Gew%	Gewichtsprozent	T	Prüfgröße
H	Höhe	Tab.	Tabelle
ha	Hektar	TSNN	Total soluble non-proteinogenic Nitrogen
HN	Harnstoff		
Hrsg.	Herausgeber	UV-Licht	Ultraviolettes-Licht
Kap.	Kapitel	u.a.	unter anderem
kg	Kilogramm	vgl.	Vergleich
K ₂ HPO ₄	Dikaliumhydrogenphosphat	μmol	Mikromol
L	Länge	z.B.	zum Beispiel
l	Liter	°	Grad
m	Meter	°C	Grad Celsius
MEA	Malz-Extrakt-Agar	&	und
mg	Milligramm	%	Prozent
MgSO ₄ 7H ₂ O	Magnesiumsulfat Heptahydrat		

Anhang

- A) Berechnung der N-Gehalte der in der Arbeit verwendeten N-Quellen
- B) Berechnungen des Stickstoffgehaltes von Harnstoff
- C) Ergebnisse der Auswertungen zu Masseverlust und Holzfeuchte unter Berücksichtigung aller Prüfkörper der Eiche
- D) Analysen zu Kontamination durch Fremdpilze an der Prüfkörperoberfläche
- E) Stickstoffkonzentrationen in Boden und Holz

A) Berechnung der N-Gehalte der in der Arbeit verwendeten N-Quellen

Im Folgenden wird beschrieben wie von den in der Arbeit verwendeten N-Quellen der N-Gehalt berechnet wird. Daraus ließ sich die Dosierung der N-Quellen für die verschiedenen Versuche ableiten.

Wie bereits im Kapitel 1.5 angeführt hat Käärík (1960) Wachstumsversuche mit verschiedenen Bläuepilzen durchgeführt und den Einfluss verschiedener organischer und anorganischer N-Quellen untersucht. Dabei wurden die verschiedenen N-Quellen der Nährlösung mengenmäßig so hinzugefügt, dass sie dem N-Gehalt von 1,25 g Asparagin auf 1 l Lösung entsprechen.

Die grundsätzlich zu beantwortende Frage war: Wieviel Stickstoff enthält **1,25 g** Asparagin?

Des Weiteren ergaben sich folgende Fragen:

1. Frage: Wie viel Gramm der jeweiligen N-Quelle braucht man, um den N-Gehalt von **1,25 g** Asparagin zu erhalten?
2. Frage: Wieviel Gramm der jeweiligen N-Quelle braucht man, um einen N-Gehalt von **0,1 g N/l** zu erhalten?
3. Frage: Wieviel Gramm der jeweiligen N-Quelle braucht man, um einen N-Gehalt von **0,351 g N/l** zu erhalten?

Asparagin

Um zu berechnen wieviel Stickstoff 1,25 g Asparagin enthalten muss zunächst die molare Masse von Asparagin berechnet werden. Dafür wird dessen Summenformel benötigt: $C_4H_8N_2O_3$. Von jedem Element wird die molare Masse ermittelt und mit der Indexzahl (wenn vorhanden) multipliziert. Danach werden die Einzelergebnisse der Elemente addiert.

Nachkommend wird dementsprechend die molare Masse für Asparagin berechnet:

Kohlenstoff (C): 12 mal 4 ist 48

Wasserstoff (H): 1 mal 8 ist 8

Stickstoff (N): 14 mal 2 ist 28

Sauerstoff (O): 16 mal 3 ist 48

Somit ergibt die sich Summe 132 g/mol. 132 g Asparagin enthalten 28 g Stickstoff.

Für die weitere Berechnung wird der Dreisatz benötigt:

132 g Asn 28 g N

1,25 g Asn x

-> $1,25 \cdot 28 / 132 = 0,26 \text{ g N}$

1,25 g Asparagin enthalten 0,26 g Stickstoff.

Zur Beantwortung der 2. Frage:

Zuerst wird berechnet wieviel Gramm Stickstoff 1 g Asparagin enthält:

132 g Asn 28 g N

1 g Asn x

$$\rightarrow 1 \cdot 28 / 132 = 0,21\dot{2} \text{ g N}$$

Danach wird berechnet wieviel Gramm Asparagin 0,1 g N enthalten:

1 g Asn 0,21\dot{2} g N

x 0,1 g N

$$\rightarrow 0,1 \cdot 1 / 0,21\dot{2} = 0,4\dot{7} \text{ g Asn}$$

Um eine Lösung (1 l) mit 0,1 g N herzustellen, benötigt man 0,4\dot{7} g Asparagin.

Zur Beantwortung der 3. Frage:

1 g Asn 0,21\dot{2} g N

x 0,351 g N

$$\rightarrow 0,351 \cdot 1 / 0,21\dot{2} = 1,6\dot{6} \text{ g Asn}$$

Um eine Lösung (1 l) mit 0,351 g N herzustellen, benötigt man 1,6\dot{6} g Asparagin.

Ammoniumsulfat

Bei den Berechnungen zu Asparagin hat sich herausgestellt, dass 1,25 g Asparagin 0,2\dot{6} g N enthalten.

Folglich die Beantwortung der 1. Frage:

Zunächst wird wieder die molare Masse berechnet, wofür die Summenformel von Ammoniumsulfat benötigt wird: $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$

Stickstoff (N): 14 mal 2 ist 28

Wasserstoff (H): 1 mal 8 ist 8

Schwefel (S): 32,1

Sauerstoff (O): 16 mal 4 ist 64

Somit ergibt sich die Summe 132,1 g/mol. 132,1 g Ammoniumsulfat enthalten 28 g Stickstoff.

Für die weitere Berechnung wird wieder der Dreisatz verwendet:

132,1 g A-sulfat 28 g N

x 0,2\dot{6} g N

$$\rightarrow 0,2\dot{6} \cdot 132,1 / 28 = 1,2\dot{3} \text{ g A-sulfat}$$

Um einen N-Gehalt von 0,2\dot{6} g zu erhalten benötigt man 1,2\dot{3} g Ammoniumsulfat.

Da die molare Masse von Ammoniumsulfat nahezu identisch mit der molaren Masse von Asparagin ist, ergeben sich für die 2. und 3. Frage dieselben Werte wie bei Asparagin. **Demnach 0,47 g bzw. 1,66 g Ammoniumsulfat.**

Ammoniumtartrat

Beantwortung der 1. Frage:

Analog zu den bisherigen Berechnungen muss zunächst wieder die molare Masse von Ammoniumtartrat berechnet werden. Die Summenformel von Ammoniumtartrat ist $C_4H_{12}N_2O_6$.

Kohlenstoff (C): 12 mal 4 ist 48

Wasserstoff (H): 1 mal 12 ist 12

Stickstoff (N): 14 mal 2 ist 28

Sauerstoff (O): 16 mal 6 ist 96

Somit ergibt sich die Summe 184,1 g/mol. 184,1 g Ammoniumtartrat enthalten 28 g Stickstoff.

Für die weiteren Berechnungen wird wiederum der Dreisatz benötigt:

$$\begin{array}{rcl} 184,1 \text{ g Am-t} & \dots\dots\dots & 28 \text{ g N} \\ x & \dots\dots\dots & 0,26 \text{ g N} \end{array}$$

$$\rightarrow 0,26 \cdot 184,1 / 28 = 1,71 \text{ g Am-t}$$

Das heißt, um einen N-Gehalt von 0,26 g zu erhalten, braucht man 1,71 g Ammoniumtartrat.

Zur Beantwortung der 2. Frage:

Zuerst wird berechnet wieviel Gramm Stickstoff 1 g Ammoniumtartrat enthält:

$$\begin{array}{rcl} 184,1 \text{ g Am-t} & \dots\dots\dots & 28 \text{ g N} \\ 1 \text{ g Am-t} & \dots\dots\dots & x \end{array}$$

$$\rightarrow 1 \cdot 28 / 184,1 = 0,15 \text{ g N}$$

Danach wird berechnet wieviel Gramm Ammoniumtartrat 0,1 g N enthalten:

$$\begin{array}{rcl} 1 \text{ g Am-t} & \dots\dots\dots & 0,15 \text{ g N} \\ x & \dots\dots\dots & 0,1 \text{ g N} \end{array}$$

$$\rightarrow 0,1 \cdot 1 / 0,15 = 0,67 \text{ g Am-t}$$

Um eine Lösung (1 l) mit 0,1 g N herzustellen, benötigt man 0,67 g Ammoniumtartrat.

Zur Beantwortung der 3. Frage:

$$\begin{array}{rcl} 1 \text{ g Am-t} & \dots\dots\dots & 0,15 \text{ g N} \\ x & \dots\dots\dots & 0,351 \text{ g N} \end{array}$$
$$\rightarrow 0,351 \cdot 1 / 0,15 = 2,34 \text{ g Am-t}$$

Um eine Lösung (1 l) mit 0,351 g N herzustellen, benötigt man 2,34 g Ammoniumtetrat.

B) Berechnungen des Stickstoffgehaltes von Harnstoff

Im Folgenden wird – analog zu den vorigen Berechnungen – ermittelt wieviel Stickstoff durch Hundeurin durchschnittlich in den Boden gelangt. Stickstoff wird hauptsächlich über den im Harn enthaltenen Harnstoff (HN) ausgeschieden (Witzigmann 1940). Zunächst wird wie bei den vorherigen Beispielen die Molare Masse berechnet. Dazu wird die Summenformel benötigt: $\text{CH}_4\text{N}_2\text{O}$

Kohlenstoff (C): 12

Wasserstoff (H): 1 mal 4 ist 4

Stickstoff (N): 14 mal 2 ist 28

Sauerstoff (O): 16

Somit ergibt sich die Summe 60 g/mol. 60 g Harnstoff enthält 28 g Stickstoff.

Aus Kapitel 1.3.1 ergeben sich folgende Fragestellungen:

- 1. Wieviel Stickstoff enthalten **27,9 mg** Harnstoff eines dl Hundeurins?
- 2. Wieviel Stickstoff enthalten **30 ml** Hundeurin?
- 3. Wieviel Stickstoff enthalten **10 Liter** Hundeurin?

Zur 1. Frage: Berechnung mit dem Dreisatz:

$$\begin{array}{rcl} 60000 \text{ mg HN} & \dots\dots\dots & 28 \text{ g N} \\ 27,9 \text{ mg HN} & \dots\dots\dots & x \end{array}$$
$$\rightarrow 27,9 \cdot 28 / 60000 = 0,1302 \text{ g N}$$

27,9 mg Harnstoff enthalten 13,02 mg Stickstoff.

Zur 2. Frage:

1 dl (=100 ml) Harn enthält 27,9 mg Harnstoff.

$$\begin{array}{rcl} 100 \text{ ml Harn} & \dots\dots\dots & 27,9 \text{ mg HN} \\ 30 \text{ ml Harn} & \dots\dots\dots & x \end{array}$$
$$\rightarrow 30 \cdot 27,9 / 100 = 8,37 \text{ mg HN}$$

60000 mg HN 28 g N
8,37 mg HN x
-> $8,37 * 28 / 60000 = 0,003906 \text{ g N}$
30 ml Harn enthalten 3,906 mg Stickstoff.

Zur 3. Frage:

0,1 l Harn 27,9 mg HN
10 l Harn x
-> $10 * 27,9 / 0,1 = 2790 \text{ mg HN}$

60000 mg HN 28 g N
2790 mg HN x
-> $2790 * 28 / 60000 = 1,302 \text{ g N}$
10 l Harn enthalten 1,302 g Stickstoff.

C) Ergebnisse der Auswertungen zu Masseverlust und Holzfeuchte unter Berücksichtigung aller Prüfkörper der Eiche

Masseverlust

Tab. 1: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse (Zwischensubjekteffekte) zur Überprüfung des Einflusses von Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf den durch *P. fraxinea* hervorgerufenen Masseverlust der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie.

Tests der Zwischensubjekteffekte					
Abhängige Variable: Masseverlust in Prozent					
	Quadratsumme vom Typ III	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Esche					
N-Konzentration	424,550	2	212,275	35,860	0,000
Stammhöhe	64,593	3	21,531	3,637	0,030
Fehler	118,390	20	5,919		
Eiche					
N-Konzentration	355,126	2	177,563	25,114	0,000
Stammhöhe	11,841	3	3,947	0,558	0,653
Fehler	77,774	11	7,070		
Robinie					
N-Konzentration	0,001	2	0,001	0,038	0,963
Stammhöhe	0,140	3	0,047	2,506	0,143
Fehler	0,131	7	0,019		
Alle Baumarten zusammengefasst					
Holzart	755,077	2	377,538	73,086	0,000
N-Konzentration	291,113	2	145,556	28,178	0,000
Stammhöhe	11,162	3	3,721	0,720	0,546
Fehler	196,294	38	5,166		

Anhang

Tab. 2: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Abbauraten an Prüfkörpern von Esche, Eiche und Robinie durch *P. fraxinea* in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

Mehrfachvergleiche							
Abhängige Variable: Masseverlust in Prozent							
Test	(I) N-Konzentration	(J) N-Konzentration	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
						Untergrenze	Obergrenze
Esche							
Games-Howell	Kein N	0,1 g N/I	-2,2346	0,8025	0,023	-4,199	-0,270
		0,351 g N/I	-8,2875	0,7878	0,000	-10,215	-6,360
	0,1 g N/I	Kein N	2,2346	0,8025	0,023	0,270	4,199
		0,351 g N/I	-6,0529	0,9568	0,000	-8,377	-3,728
	0,351 g N/I	Kein N	8,2875	0,7878	0,000	6,360	10,215
		0,1 g N/I	6,0529	0,9568	0,000	3,728	8,377
Eiche							
Tukey-HSD	Kein N	0,1 g N/I	-1,4241	0,8510	0,223	-3,467	0,619
		0,351 g N/I	-9,1798	0,8510	0,000	-11,223	-7,137
	0,1 g N/I	Kein N	1,4241	0,8510	0,223	-0,619	3,467
		0,351 g N/I	-7,7557	0,8510	0,000	-9,798	-5,713
	0,351 g N/I	Kein N	9,1798	0,8510	0,000	7,137	11,223
		0,1 g N/I	7,7557	0,8510	0,000	5,713	9,798
Robinie							
Games-Howell	Kein N	0,1 g N/I	-0,0090	0,0605	0,988	-0,156	0,138
		0,351 g N/I	-0,0661	0,0681	0,599	-0,232	0,100
	0,1 g N/I	Kein N	0,0090	0,0605	0,988	-0,139	0,157
		0,351 g N/I	-0,0572	0,0537	0,542	-0,188	0,074
	0,351 g N/I	Kein N	0,0661	0,0681	0,599	-0,100	0,232
		0,1 g N/I	0,0872	0,0537	0,542	-0,074	0,188

Tab. 3: Mittelwerte des durch *P. fraxinea* hervorgerufenen prozentualen Masseverlusts an Prüfkörpern von Esche, Eiche und Robinie (nach 18 Wochen).

Deskriptive Statistik						
Abhängige Variable: Massegehalt in Prozent						
N-Konzentration	N	Mittelwert (Masseverlust in %)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Esche						
Kein N	22	13,048	1,9599	0,4178	9,39	16,84
0,1 g N/I	22	15,282	3,2138	0,6852	10,03	19,83
0,351 g N/I	22	21,335	3,1323	0,6678	15,75	27,42
Gesamt	66	16,555	4,4937	0,5531	9,39	27,42
Eiche						
Kein N	22	3,464	2,2027	0,4696	0,78	11,80
0,1 g N/I	22	4,888	2,6565	0,5664	1,33	14,16
0,351 g N/I	22	12,644	3,4628	0,7383	4,82	18,79
Gesamt	66	6,999	4,9238	0,6061	0,78	18,79
Robinie						
Kein N	22	0,563	0,2442	0,0521	0,29	1,11
0,1 g N/I	22	0,572	0,1448	0,0309	0,32	0,84
0,351 g N/I	22	0,629	0,2062	0,0440	0,30	1,17
Gesamt	66	0,588	0,2016	0,0248	0,29	1,17
Alle Baumarten zusammengefasst						
Kein N	66	5,692	5,632	0,6933	0,29	16,84
0,1 g N/I	66	6,914	6,658	0,8195	0,32	19,83
0,351 g N/I	66	11,536	8,957	1,1026	0,30	27,42
Gesamt	198	8,047	7,611	0,5409	0,29	27,42

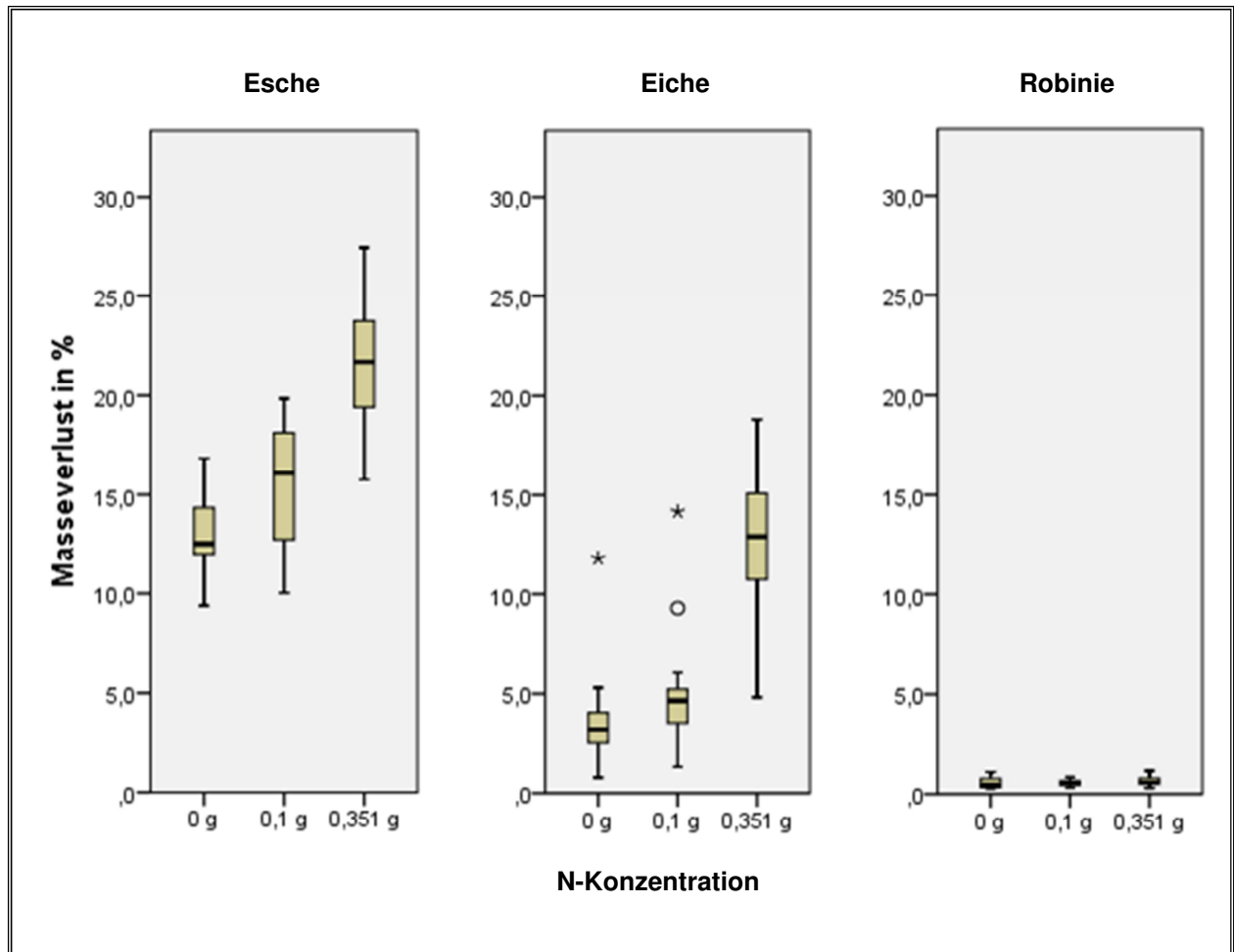


Abb. 1: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Masseverlusts in Prozent bei Prüfkörpern der Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

Holzfeuchte

Tab. 4: Ergebnis der Univariaten Varianzanalyse (Zwischensubjekteffekte) zur Überprüfung des Einflusses von Holzart, N-Konzentration und Stammhöhe auf die Holzfeuchte der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie.

Tests der Zwischensubjekteffekte					
Abhängige Variable: Holzfeuchte in Prozent					
	Quadratsumme vom Typ III	df	Mittel der Quadrate	F	Signifikanz
Esche					
N-Konzentration	10616,868	2	5308,434	11,089	0,001
Stammhöhe	1900,047	3	633,349	1,323	0,295
Fehler	9574,408	20	478,720	-	-
Eiche					
N-Konzentration	1400,272	2	700,136	23,677	0,000
Stammhöhe	156,664	3	52,221	1,766	0,212
Fehler	325,271	11	29,570	-	-
Robinie (nur Kernholz)					
N-Konzentration	84,317	2	42,159	11,979	0,005
Stammhöhe	35,803	3	11,934	3,391	0,083
Fehler	24,635	7	3,519	-	-
Alle Baumarten zusammengefasst					
Holzart	4130,135	2	2065,067	7,907	0,001
N-Konzentration	4115,027	2	2057,514	7,878	0,001
Stammhöhe	856,114	3	285,371	1,093	0,364
Fehler	9924,314	38	261,166	-	-

Tab. 5: Ergebnisse der Post-Hoc Mehrfachvergleiche der Holzfeuchte in Prozent der Prüfkörper aus Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

Mehrfachvergleiche							
Abhängige Variable: Holzfeuchte in Prozent							
Test	(I) N-Konzentration	(J) N-Konzentration	Mittlere Differenz (I-J)	Standardfehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
						Untergrenze	Obergrenze
Esche							
Tukey-HSD	Kein N	0,1 g N/I	-5,3850	6,3453	0,674	-20,616	9,846
		0,351 g N/I	-44,1927	6,3453	0,000	-59,424	-28,962
	0,1 g N/I	Kein N	5,3850	6,3453	0,674	-9,846	20,616
		0,351 g N/I	-38,8077	6,3453	0,000	-54,039	-23577
	0,351 g N/I	Kein N	44,1927	6,3453	0,000	28,962	59,424
		0,1 g N/I	38,8077	6,3453	0,000	23,577	54,039
Eiche							
Tukey-HSD	Kein N	0,1 g N/I	-4,8718	1,6983	0,015	-8,948	-0,795
		0,351 g N/I	-15,9191	1,6983	0,000	-19,995	-11,843
	0,1 g N/I	Kein N	4,8718	1,6983	0,015	0,795	8,948
		0,351 g N/I	-11,0473	16983	0,000	-15,124	-6,971
	0,351 g N/I	Kein N	15,9191	1,6983	0,000	11,843	19,995
		0,1 g N/I	11,0473	1,6983	0,000	6,971	15,124
Robinie (nur Kernholz)							
Tukey-HSD	Kein N	0,1 g N/I	-2,3839	0,8259	0,015	-4,375	-0,392
		0,351 g N/I	-3,0279	0,8050	0,001	-4,969	-1,087
	0,1 g N/I	Kein N	2,3839	0,8259	0,015	0,392	4,375
		0,351 g N/I	-0,6440	0,8050	0,705	-2,585	1,297
	0,351 g N/I	Kein N	3,0279	0,8050	0,001	1,087	4,969
		0,1 g N/I	0,6440	0,8050	0,705	-1,297	2,585

Anhang

Tab. 6: Mittelwerte der prozentualen Holzfeuchte der Prüfkörper von Esche, Eiche und Robinie, nach Beendigung des Abbauversuchs.

Deskriptive Statistik						
Abhängige Variable: Holzfeuchte in Prozent						
N-Konzentration	N	Mittelwert (Masseverlust in %)	Standardabweichung	Standardfehler	Minimum (in %)	Maximum (in %)
Esche						
Kein N	22	62,823	17,1067	3,6472	43,23	104,90
0,1 g N/l	22	68,208	20,2679	4,3211	47,37	115,99
0,351 g N/l	22	107,015	25,0050	5,3311	57,89	135,67
Gesamt	66	79,349	28,6843	3,5308	43,23	135,67
Eiche						
Kein N	22	55,567	4,2998	0,9167	49,13	64,41
0,1 g N/l	22	60,439	6,3570	1,3553	49,42	79,01
0,351 g N/l	22	71,486	6,0229	1,2841	57,75	81,44
Gesamt	66	62,497	8,7055	1,0716	49,13	81,44
Robinie						
Kein N	22	31,011	2,5453	0,5999	27,64	37,17
0,1 g N/l	22	33,395	2,0299	0,4758	30,34	37,18
0,351 g N/l	22	34,039	2,7644	0,6181	29,73	39,92
Gesamt	66	32,859	2,7630	0,3692	27,64	39,92
Alle Baumarten zusammengefasst						
Kein N	66	51,012	16,8745	2,1431	27,64	104,90
0,1 g N/l	66	55,344	19,1749	2,4352	30,34	115,99
0,351 g N/l	66	71,997	33,2946	4,1618	29,73	135,67
Gesamt	198	59,585	25,8716	1,8869	27,64	135,67

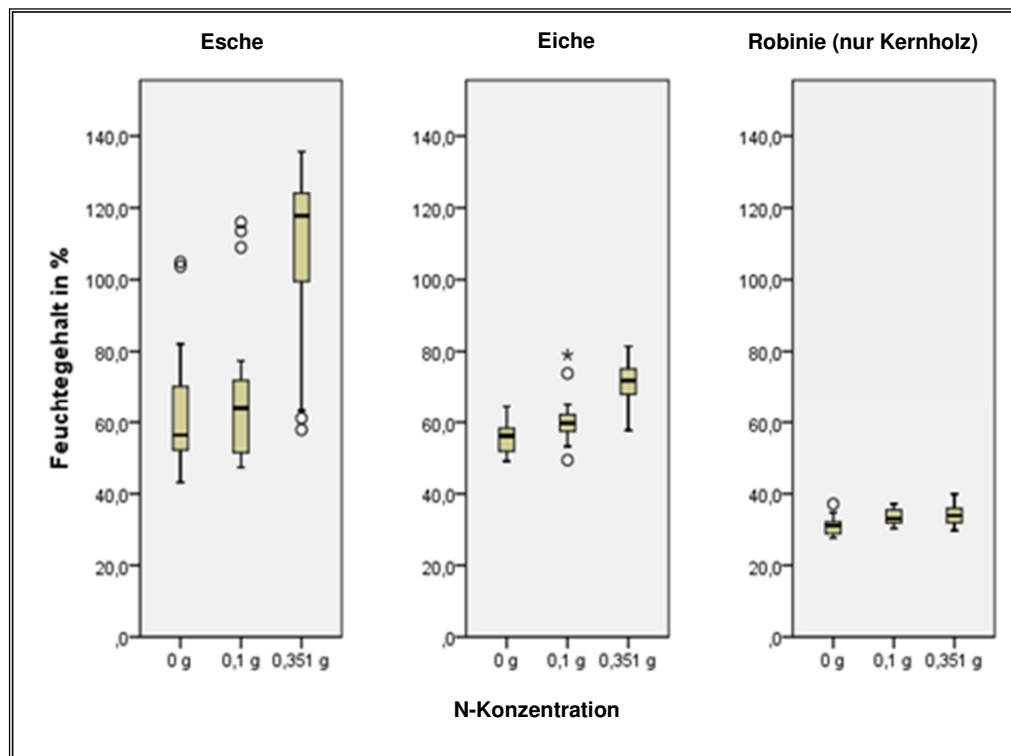


Abb. 2: Boxplot-Diagramm (Median, Bereich zwischen der 25. und 75. Perzentile sowie Ausreißer) des Feuchtegehalts der Prüfkörper (Holzfeuchte) von Esche, Eiche und Robinie in Abhängigkeit von der N-Konzentration.

D) Analysen zu Kontamination durch Fremdpilze an der Prüfkörperoberfläche

Tab. 7: Ergebnisse der Chi-Quadrat-Tests zur Prüfung des Einflusses von Baum-/Holzart auf die Kontamination durch Fremdpilze am Prüfkörper (Alle Baum-/Holzarten zusammengefasst).

Chi-Quadrat-Tests			
Fremdpilz am Prüfkörper			
	Wert	df	Asymptotische Signifikanz (2-seitig)
Chi-Quadrat nach Pearson	28,077	2	0,000
Likelihood-Quotient	29,185	2	0,000
Anzahl der gültigen Fälle	188		

Tab. 8: Ergebnisse der Chi-Quadrat-Tests zur Prüfung des Einflusses der N-Konzentration auf die Kontamination durch Fremdpilze am Prüfkörper (Alle Baum-/Holzarten zusammengefasst).

Chi-Quadrat-Tests			
Fremdpilz am Prüfkörper			
	Wert	df	Asymptotische Signifikanz (2-seitig)
Chi-Quadrat nach Pearson	6,713	2	0,035
Likelihood-Quotient	8,432	2	0,015
Anzahl der gültigen Fälle	197		

Tab. 9: Ergebnisse des U-Tests nach Mann-Whitney zur Prüfung von Zusammenhängen zwischen dem Myzelbewuchs der Prüfkörper aus Eiche und Robinie und der Kontamination durch Fremdpilze.

Mann-Whitney-Test				
Ränge				
	Kontamination durch Fremdpilze am Holz	N	Mittlerer Rang	Rangsumme
Myzelbewuchs der Prüfkörper	Nein	104	67,80	7051,00
	Ja	18	25,11	452,00
	Gesamt	122		
Statistik für Test				
	Myzelbewuchs der Prüfkörper			
Mann-Whitney-U	281,000			
Wilcoxon-W	452,000			
Z	-5,088			
Asymptotische Signifikanz (2-seitig)	0,000			

E) Stickstoffkonzentrationen in Boden und Holz

Im Folgenden wird Literatur und deren Angaben zu N-Konzentrationen im Boden und im Holz aufgelistet. Die Literatur ist in fünf Bereiche eingeteilt:

1 - Boden allgemein 2 - Holz allgemein 3 - Eschenholz 4 - Eichenholz 5 - Robinienholz.

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
ALBERT R., WATZKA M., 2007: Unveröffentlichter Endbericht zum Projekt: Erhebungen der Streusalz- und Trockenbelastung von Alleebäumen in Wien. 33, 36, 41, 46, 50, 53, 57, 59, 65, 68.	Ionenkonzentration Stadtböden Wien ²⁵ :	
	Parkanlagen:	
	Stadtpark:	
	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g
	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0062 mg/g
	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0062 mg/g
	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,18 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,01116 mg/g
	Votivpark:	
	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g
	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g
	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,48 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,02976 mg/g
	Straßenstandorte:	
	Dr. Karl Renner-Ring, 3. Reihe:	
	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g
	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g
	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g

²⁵ Umrechnung von mval/kg in mg/g: Um mol zu erhalten muss val durch die Wertigkeit des Stoffes, der angegeben ist, dividiert werden. Wenn nötig den Wert in mmol/g umwandeln und mit der molaren Masse des angegebenen Stoffes multiplizieren. Beispiel für 0,2 mval/kg NO₃⁻: NO₃⁻ hat eine Wertigkeit von 1, und die molare Masse beträgt 64g/mol. 0,2 mval/kg / 1 = 0,2 mmol/kg = 0,002 mmol/g. 0,002 mmol/g * 62g/mol = 0,124 mg/g.

Anhang

Fortsetzung Ionenkonzentration Stadtböden Wien (Albert & Watzka 2007)			
Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
Dr. Karl Renner-Ring, 2. Reihe:		Klanggasse:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 2,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1364 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 2,0 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,124 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 1,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0868 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 1,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0806 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,38 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,02356 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 1,725 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,10695 mg/g
Dr. Karl Renner-Ring, 1. Reihe:		Oberzeller Gasse, kranke Bäume:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,8 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0496 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,532 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,032984 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,33 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,02046 mg/g		
Dr. Karl Renner-Ring, Haltestelle:		Oberzeller Gasse, gesunde Bäume:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1054 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 1,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0992 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0186 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 1,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0806 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,9 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0558 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,367 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,022754 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 1,38 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,08556 mg/g		
Schottenring, 1. Reihe:		Krottenbachstraße, oben (Rasen):	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0682 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0682 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 2,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1612 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 1,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0806 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0062 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 1,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0682 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0062 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 1,53 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,09486 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,375 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,02325 mg/g
Schottenring, Haltestelle:		Krottenbachstraße unten (Lava):	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 2,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1612 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0744 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 3,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1984 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 4,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0044 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0062 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 3,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1922 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0062 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 3,33 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,20646 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,475 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,02945 mg/g
Fortsetzung Ionenkonzentration Stadtböden Wien (Albert & Watzka 2007)			

Anhang

Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
Rustenschacher Allee, linke Seite, 2. Reihe:		Hernalser Gürtel, 1. Reihe:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0868 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 3,8 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2356 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 2,9 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1798 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 3,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2294 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0124 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 2,95 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1829 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,325 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,02015 mg/g
Rustenschacher Allee, linke Seite, 1. Reihe:		Hernalser Gürtel, 2. Reihe:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0806 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 2,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1426 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0434 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 1,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0868 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,75 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0465 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 1,15 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0713 mg/g
Rustenschacher Allee, rechte Seite, 1. Reihe:		Lerchenfelder Gürtel, 1. Reihe:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,9 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0558 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,8 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0496 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0434 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0248 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,675 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,04185 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,55 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0341 mg/g
Rustenschacher Allee, rechte Seite 2. Reihe:		Lerchenfelder Gürtel, 2. Reihe:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0992 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 1,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,093 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 0,8 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0496 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 1,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0744 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 0,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0372 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 1,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0992 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 0,5 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,031 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 2,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1302 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 0,875 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,05425 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 1,6 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0992 mg/g

Anhang

Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
Heinestraße, rechte Seite:		Döblinger Gürtel:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 4,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2542 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 2,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1302 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 5,8 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,3596 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 1,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1054 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 3,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2294 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 1,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0806 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 3,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,1984 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 1,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0682 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 4,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2604 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 1,55 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,0961 mg/g
Heinestraße, linke Seite:		Währinger Gürtel:	
NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 4,2 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2604 mg/g	NO ₃ ⁻ 0 - 20 cm Tiefe: 5,8 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,3596 mg/g
NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 6,0 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,372 mg/g	NO ₃ ⁻ 20 - 40 cm Tiefe: 6,0 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,372 mg/g
NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 4,3 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2666 mg/g	NO ₃ ⁻ 40 - 60 cm Tiefe: 8,1 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,5022 mg/g
NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 4,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,2728 mg/g	NO ₃ ⁻ 60 - 80 cm Tiefe: 5,7 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,3534 mg/g
NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 4,725 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,29295 mg/g	NO ₃ ⁻ im Durchschnitt: 6,4 mval/kg	NO ₃ ⁻ : 0,3968 mg/g

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
ARBEITSKREIS STADTBÖDEN DER DEUTSCHEN BODENKUNDLICHEN GESELLSCHAFT (Hrsg.), 1996: Urbaner Bodenschutz. Berlin [u.a.]: Springer-Verlag. 129, 145, 197.	Rasenfläche im Gemeindebau (Hamburg):	
	N _t in 9 cm Tiefe: 0,14 %	N _t : 1,4 mg/g
	N _t in tieferen Schichten: 0,01 - 0,05 %	N _t : 0,1 - 0,5 mg/g
	N _t im Durchschnitt: 0,04 %	N _t : 0,4 mg/g
	Städtische Parkanlage - 1. Probe:	
	N _t in 10 cm Tiefe: 0,54 %	N _t : 5,4 mg/g
	N _t in tieferen Schichten: 0,01 - 0,29 %	N _t : 0,1 - 2,9 mg/g
	N _t im Durchschnitt: 0,17%	N _t : 1,7 mg/g
	2. Probe:	
	N _t in 7 cm Tiefe: 0,14 %	N _t : 1,4 mg/g
	N _t in tieferen Schichten: 0,04 - 0,1 %	N _t : 0,4 - 1 mg/g
	N _t im Durchschnitt: 0,08%	N _t : 0,8 mg/g

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
ARBEITSKREIS STADTBÖDEN DER DEUTSCHEN	7 Parkstandorte mit verschiedenen Nährstoffwerten:	

Anhang

BODENKUNDLICHEN GESELLSCHAFT (Hrsg.), 1996: Urbaner Bodenschutz. Berlin [u.a.]: Springer-Verlag. 129, 145, 197.	N_t im Durchschnitt: 0,13 % Minium- und Maximumwerte für N_t: 0,09 - 0,2 % Gartenboden (Bayern): N_t im Oberboden: 0,26 % N_t im Unterboden: 0,14 %	N_t: 1,3 mg/g N_t: 0,9 - 2 mg/g N_t: 2,6 mg/g N_t: 1,4 mg/g
BALDER H., 1994: Schäden durch Hunde-Urin im öffentlichen Grün. <i>Das Garten Amt. Stadt und Grün</i> , 43(9), 623.	Böden von Baumscheiben: Gehwegseite, geringe Belastung, 30 cm Abstand vom Stamm: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 6 mg/100g NO_3^-: 2,3 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 8,5 mg/100g NO_3^-: 2,3 mg/100g Stammbasis: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 10,5 mg/100g NO_3^-: 5,7 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 8,5 mg/100g NO_3^-: 2,3 mg/100g Straßenseite, geringe Belastung, 30 cm Abstand vom Stamm: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 7,4 mg/100g NO_3^-: 2,3 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 5,3 mg/100g Stammbasis: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 4,5 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 6,5 mg/100g Gehwegseite, starke Belastung, 30 cm Abstand vom Stamm: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 10,4 mg/100g NO_3^-: 11,3 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 8,4 mg/100g NO_3^-: 5,7 mg/100g Stammbasis: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 35,1 mg/100g NO_3^-: 56,5 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 31,7 mg/100g NO_3^-: 56,5 mg/100g Straßenseite, starke Belastung, 30 cm Abstand vom Stamm: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 7,2 mg/100g NO_3^-: 5,7 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 5,9 mg/100g Stammbasis: 0 - 5 cm Tiefe: N_t: 18,1 mg/100g NO_3^-: 22,6 mg/100g 5 - 15 cm Tiefe: N_t: 10,7 mg/100g NO_3^-: 5,7 mg/100g	N_t: 0,06 mg/g NO_3^-: 0,023 mg/g N_t: 0,085 mg/g NO_3^-: 0,023 mg/g N_t: 0,105 mg/g NO_3^-: 0,057 mg/g N_t: 0,085 mg/g NO_3^-: 0,023 mg/g N_t: 0,074 mg/g NO_3^-: 0,023 mg/g N_t: 0,053 mg/g N_t: 0,045 mg/g N_t: 0,065 mg/g N_t: 0,104 mg/g NO_3^-: 0,113 mg/g N_t: 0,084 mg/g NO_3^-: 0,057 mg/g N_t: 0,351 mg/g NO_3^-: 0,565 mg/g N_t: 0,317 mg/g NO_3^-: 0,565 mg/g N_t: 0,072 mg/g NO_3^-: 0,057 mg/g N_t: 0,059 mg/g N_t: 0,181 mg/g NO_3^-: 0,226 mg/g N_t: 0,107 mg/g NO_3^-: 0,057 mg/g
Quellenangabe	1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.) Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
BALDER H., 1998: Die Wurzeln der Stadtbäume. Ein Handbuch zum vorbeugenden und nachsorgenden Wurzel-	Anzustrebender Stickstoffgehalt im Boden in der Vegetationsperiode: N_t : > 10 mg/100g	N_t : > 0,1 mg/g

Anhang

schutz; mit 38 Tabellen. Berlin: Parey Buchverlag. 89.		
BALDER H., (2003) Veranstaltungen im öffentlichen Grün - Schäden und Schutzmaßnahmen In: Dujesiefken D., Kockerbeck P. (Hrsg.): Jahrbuch der Baumpflege 2003. Braunschweig: Verlag Thalacker Medien. 118.	Unbelasteter Boden: N _t : 1,5 - 2 mg/100 g Boden bzw. N _t : 1,75 mg/100 g Boden	N _t : 0,015 - 0,02 mg/g N _t : 0,0175 mg/g
BERTHOLD D., 2005: Soil Chemical and Biological Changes through the N ₂ Fixation of Black Locust (<i>Robinia pseudoacacia</i> L.) - a Contribution to the Research of Tree Neophytes. Dissertation. Georg-August-Universität Göttingen. Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie. Göttingen. 19, 105, 106.	Boden unter Robinienbeständen: N _t in der organischen Schicht: 10 - 14 mg/g N _t in 0 - 10 cm Tiefe: 2 - 3 mg/g Boden bevor er mit Robinien-Sämlingen bepflanzt wurde: ²⁶ NH ₄ ⁺ : 11,67 mg/kg NO ₃ ⁻ : 25,87 mg/kg N _t : 70,84 mg/kg Boden mit Robinien-Sämlingen bepflanzt: ²⁷ NH ₄ ⁺ : 6,76 mg/kg NO ₃ ⁻ : 16,64 mg/kg	N _t : 10 - 14 mg/g N _t : 2 - 3 mg/g NH ₄ ⁺ : 0,0117 mg/g NO ₃ ⁻ : 0,0259 mg/g N _t : 0,0708 mg/g NH ₄ ⁺ : 0,0067 mg/g NO ₃ ⁻ : 0,0166 mg/g
BEYER L., KAHLE P., KRETSCHMER H., WU Q., 2001: Soil Organic Matter Composition of Man-Impacted Urban Sites in North Germany. <i>Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde</i> , 164(1), 362	Innerstädtische Böden in Rostock ²⁸ N _t : 1,57 mg/g	N _t : 1,57 mg/g
BEYER L., 1996: 2.2.1 Humusformen und -typen. In: Blume H.P., Felix-Henningsen P., Fischer W., Frede H.-G., Horn R., Stahr K. (Hrsg.), Handbuch der Bodenkunde. 1. Erg. Lfg. 12/96, Weinheim: Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, 12.	Mull-Rendzina unter <i>Fraxinus excelsior</i> . Streuhorizont: N _t : 1,63 % Oberboden mit Humus angereichert: N _t : 0,83 %	N _t : 16,3 mg/g N _t : 8,3 mg/g

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
BLUME H.-P., 1996: 3.4.4.9 Böden städtisch-industrieller Verdichtungsräume. In: Blume H.P., Felix-Henningsen P.,	Pararendzina unter Robinienbeständen: N _t 0 - 27 cm Tiefe: 0,38 %	N _t : 3,8 mg/g

²⁶ Durchschnitt von Durchschnittswerten von drei Standorten

²⁷ Dauer des Versuches und der Bepflanzung: Mai bis Oktober. Durchschnitt von Durchschnittswerten von drei Standorten.

²⁸ Durchschnitt aus 11 Werten

Anhang

Fischer W., Frede H.-G., Horn R., Stahr K. (Hrsg.), Handbuch der Bodenkunde. Lfg. 1, Weinheim: Wiley-VCH Verlag GmbH & Co. KGaA, 13.	N_t 27 - 40 cm Tiefe: 0,36 % N_t 40 - 60 cm Tiefe: 0,17 % N_t 60 - 100 cm Tiefe: 0,12 %	N_t^- 3,6 mg/g N_t^- 1,7 mg/g N_t^- 1,2 mg/g
EHINGER E., 1931: Über den in der Bodenlösung und im Boden enthaltenen Nitrat- und Ammoniak-Stickstoff. Dissertation. Landwirtschaftliche Hochschule. Hohenheim. 30	Leichter Lehm ²⁹ : NO_3^- : 7,26 mg/100g NH_4^+ : 6,05 mg/100g Stark Humushaltig ²⁸ : NO_3^- : 9,28 mg/100g NH_4^+ : 3,29 mg/100g	NO_3^- : 0,0726 mg/g NH_4^+ : 0,0605 mg/g NO_3^- : 0,0928 mg/g NH_4^+ : 0,0329 mg/g
FLECK W., THATER M., ZWÖLFER F., 1997: Exkursion D8. Landkreis Lörrach. Böden und Bodenschutz im Verdichtungsraum Basel - Lörrach - Rheinfelden. <i>Mitteilungen der Deutschen Bodenkundlichen Gesellschaft</i> , 82, 392, 393, 395 - 397, 399, 400.	1. Standort: Katzenberg Parabraunerde-Pseudogley auf Schottern; Nutzung: Laubwald N_t 0 - 5 cm: 2,5 mg/g N_t 5 - 42 cm: 0,9 mg/g N_t 42 - 68 cm: 0,4 mg/g N_t 68 - 120 cm: 0,3 mg/g N_t 120 - >170 cm: 0,3 mg/g 2. Standort: Niederterrasse Fischen Pseudogley-Parabraunerde auf Hochflutlehm; Nutzung: Obstbau (früher Landwirtschaft) N_t 0 - 5 cm: 1,94 mg/g N_t 5 - 25 cm: 1,17 mg/g N_t 25 - 38 cm: 0,56 mg/g N_t 38 - 54 cm: 0,37 mg/g N_t 54 - 95 cm: 0,25 mg/g N_t 95 - 130 cm: 0,63 mg/g N_t 130 - 162 cm: 0,72 mg/g	N_t^- 2,5 mg/g N_t^- 0,9 mg/g N_t^- 0,4 mg/g N_t^- 0,3 mg/g N_t^- 0,3 mg/g N_t^- 1,94 mg/g N_t^- 1,17 mg/g N_t^- 0,56 mg/g N_t^- 0,37 mg/g N_t^- 0,25 mg/g N_t^- 0,63 mg/g N_t^- 0,72 mg/g

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
GEORGE E., KIRCHER S., SCHWARZ P., TESAR A., SEITH B. 1999: Effect Of Varied Soil Nitrogen Supply on	Rostbraunerde eines norwegischen Fichtenwaldes Ungedüngter Boden:	

²⁹ Die Werte wurden nach acht Extraktionen ermittelt und experimentell summiert.

Anhang

Growth and Nutrient Uptake of Young Norway Spruce Plants Grown in a Shaded Environment. <i>Zeitschrift für Pflanzenernährung und Bodenkunde</i> , 162(1), 302.	N_t^- : 0,7 g/kg ⁻¹ NO_3^- : 1 mg/kg ⁻¹ NH_4^+ : 5 mg/kg ⁻¹	N_t^- : 0,7 mg/g NO_3^- : 0,001 mg/g NH_4^+ : 0,005 mg/g
HOLLAND K., 1996: Stadtböden im Keuperland am Beispiel Stuttgarts. Stuttgart: Universität Hohenheim. 185, 190.	Fläche P44: Silberburg, Innenstadt, Blockbebauung, Rasen: N_t im Ah-Horizont: 2,65 mg/g N_t im Durchschnitt aller Horizonte: 1,01 mg/g Fläche P45: Rosenstein, Park, Wiese: N_t im Ah-Horizont: 3,19 mg/g N_t im Durchschnitt aller Horizonte: 1,81 mg/g Fläche P46: Lehenpark, kleine Grünanlage, Wiese: N_t im Ah-Horizont: 3,91 mg/g N_t im Durchschnitt aller Horizonte: 2,69 mg/g Fläche P47: Liederhalle, Innenstadt, kleine Grünfläche, Gras: N_t im Ah-Horizont: 3,04 mg/g N_t im Durchschnitt aller Horizonte: 1,65 mg/g	N_t^- : 2,65 mg/g N_t^- : 1,01 mg/g N_t^- : 3,19 mg/g N_t^- : 1,81 mg/g N_t^- : 3,91 mg/g N_t^- : 2,69 mg/g N_t^- : 3,04 mg/g N_t^- : 1,65 mg/g
HOLLAND K., 1996: Stadtböden im Keuperland am Beispiel Stuttgarts. Stuttgart: Universität Hohenheim. 185, 190.	Fläche P50: Leuschner, Innenstadt, Blockbebauung, Rasen: N_t im Ah-Horizont: 3,32 mg/g N_t im Durchschnitt aller Horizonte: 1,26 mg/g	N_t^- : 3,32 mg/g N_t^- : 1,26 mg/g
HULDEN E., 1941: Studien über <i>Fraxinus excelsior</i> L. Helsingfors: Tilgmann. 155.	Humusschicht: N_t^- : 0,81 %	N_t^- : 8,1 mg/g
KASTLER B., 2013: Der Einfluss <i>Robinia pseudoacacia</i> auf die Bodenvegetation und die Nährstoffverhältnisse im Nationalpark Donau-Auen. Masterarbeit. Universität Wien. Wien. 55.	Robinienstandort, Grauer Auboden: Standort SR: NO_3^- : 62,34 mg/kg Standort O1: NO_3^- : 74,08 mg/kg Standort O2: NO_3^- : 30,77 mg/kg Standort HB: NO_3^- : 30,34 mg/kg NO_3^- im Durchschnitt: 49,38 mg/kg	NO_3^- : 0,06 mg/g NO_3^- : 0,07 mg/g NO_3^- : 0,03 mg/g NO_3^- : 0,03 mg/g NO_3^- : 0,05 mg/g

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
KITTREDGE J., 1948: Forest Influences. The Effects of Woody Vegetation on Climate, Water, and Soil, With Applications to the Conservation of Water and the Control	Waldboden unter verschiedenen Baumarten: N_t unter Robinie: 2,81 % N_t unter anderen Baumarten: 0,45 - 1,84 %	N_t^- : 28,1 mg/g N_t^- : 4,5 - 18,4 mg/g

Anhang

of Floods and Erosion. 1 st Edition. New York [u.a.]: McGraw-Hill. 183		
MAKKI M. (Hrsg.), 2010: Boden des Jahres - Stadtböden: Berlin und seine Böden. Berlin: Geographisches Institut. 13	Lehrprofil am Standort Berlin-Dahlem: N_t in verschiedenen Profiltiefen: 0 - 30 cm: 0,09 % 30 - 50 cm: 0,01 % 50 - 70 cm: 0,02 % 70 - 130 cm: 0,01 % N_t im Durchschnitt: 0,03 %	N_t: 0,9 mg/g N_t: 0,1 mg/g N_t: 0,2 mg/g N_t: 0,1 mg/g N_t: 0,3 mg/g
MAKKI M. (Hrsg.), EIDAM U., 2007: Böden im Städtischen Umfeld. Berlin: Geographisches Institut der Humboldt-Universität. 111, 128.	Probenstandorte mit einer Bodenzusammensetzung von 50 % Braunerde und 25 % Auböden: N_t im Durchschnitt in 0,9 - 25 cm Tiefe: 0,4 %	N_t: 4 mg/g
SCHEFFER F., SCHACHTSCHABEL P., BLUME H.-P., 2010: Lehrbuch der Bodenkunde. 16. Auflage, Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag. 124, 403.	Ionengehalte in Waldböden³⁰: NH₄⁺: 0,5 - 20 (0,5 - 10) mg/l⁻¹ NO₃⁻: 5 - 450 (10 - 200) mg/l⁻¹ Ionengehalte in Ackerböden³¹: NH₄⁺: <0,1 - 16 (0,2 - 4) mg/l⁻¹ NO₃⁻: 1 - 800 (20 - 200) mg/l⁻¹ Ap-Horizont/Mineralboden/gemäßig-humides Klima: N_t: 0,7 - 2 g/kg⁻¹	NH₄⁺: 0,005 - 0,2 mg/g NO₃⁻: 0,05 - 4,5 mg/g NH₄⁺: 0,001 - 0,16 mg/g NO₃⁻: 0,01 - 8 mg/g N_t: 0,7 - 2 mg/g

1 - Literaturdaten zu Stickstoff im Boden (allgemein, Stadtböden, Ackerböden etc.)		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
STAHR K., STASCH D., BECK O., 2003: Entwicklung von Bewertungssystemen für Bodenressourcen in Ballungsräumen. Forschungsbericht FZKA-BWPLUS. Universität Hohenheim, Institut für Bodenkunde und	N_t im Durchschnitt bei verschiedenen Bodennutzungstypen im urbanen Bereich: Wald/Forst: 0 - 30 cm Tiefe: 700 mg/kg	N_t: 0,7 mg/g

³⁰ Die Werte in der Klammer sind die in der Regel häufiger vorkommenden Werte.

Anhang

Standortlehre, Hohenheim. 25	Acker:		
	0 - 30 cm Tiefe:	1267 mg/kg	N _t : 1,267 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	688 mg/kg	N _t : 0,688 mg/g
	Park-/Grünfläche:		
	0 - 30 cm Tiefe:	2100 mg/kg	N _t : 2,1 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	1233 mg/kg	N _t : 1,233 mg/g
	Kleingarten:		
	0 - 30 cm Tiefe:	2050 mg/kg	N _t : 2,050 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	950 mg/kg	N _t : 0,95 mg/g
	Einzelhaus:		
	0 - 30 cm Tiefe:	2000 mg/kg	N _t : 2 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	500 mg/kg	N _t : 0,5 mg/g
	Blockbebauung/Innenstadt:		
	0 - 30 cm Tiefe:	1100 mg/kg	N _t : 1,1 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	450 mg/kg	N _t : 0,45 mg/g
	Straßenfläche:		
	0 - 30 cm Tiefe:	50 mg/kg	N _t : 0,05 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	50 mg/kg	N _t : 0,05 mg/g
	Bahnfläche:		
	0 - 30 cm Tiefe:	1750 mg/kg	N _t : 1,75 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	425 mg/kg	N _t : 0,425 mg/g
	Militärkaserne:		
	0 - 30 cm Tiefe:	967 mg/kg	N _t : 0,967 mg/g
	30 - 100 cm Tiefe:	3500 mg/kg	N _t : 3,5 mg/g
TROLLDENIER G., 1971: Bodenbiologie. Die Bodenorganismen im Haushalt der Natur. Stuttgart: Franckh'sche Verlagshandlung, W. Keller & Co. 97.	Ackerböden im gemäßigten Klima: N _t in 0 - 20 cm Tiefe:	0,1 - 0,5 %	N _t : 1 - 1,5 mg/g

2 - Literaturdaten zu Stickstoff im Holz allgemein		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
BOWEN G.D. (Hrsg.), NAMBIAR E.K.S., 1984: Nutrition of Plantation Forests. London [u.a.]: Academic Press. 190.	Pinus-Arten:	
	N _t im Splintholz: 680 - 1060 ppm (= 0,068 - 0,106 %)	N _t : 0,68 - 1,06 mg/g
	N _t im Kernholz: 640 - 910 ppm (= 0,064 - 0,091 %)	N _t : 0,64 - 0,91 mg/g
COWLING E.B., MERILL W., 1966: Nitrogen in Wood and	Cambialzone des Holzes:	

Anhang

its Role in Wood Deterioration. <i>Canadian Journal of Botany</i> , 44(7), 1541, 1543, 1544.	N_t : 1 - 5 % Übergangszone zwischen Splint- und Kernholz: N_t : 0,03 - 0,20 % Stammholz verschiedener Baumarten: <i>Carya, Castanea, Juglans, Liquidambar, Liriodendron, Quercus</i> : N_t im Durchschnitt: 0,087 % von: 0,057 - 0,104 %	N_t : 10 - 50 mg/g N_t : 0,3 - 2 mg/g N_t : 0,87 mg/g N_t : 0,57 - 1,04 mg/g
ENGELS J., 1998: Studien zur Besiedelung und Holzzersetzung an ausgewählten Laub- und Nadelbäumen durch wurzelbürtige Pilze. Dissertation. Albert-Ludwigs-Universität Freiburg. Fakultät der Forstwissenschaften. FZKA 6068, Karlsruhe: Forschungszentrum Karlsruhe GmbH. 36.	<i>Quercus robur, Tilia cordata, Acer platanoides, Fagus sylvatica, Picea abies</i> : Wurzelholz: N_t im Durchschnitt dieser 5 Baumarten: 0,2084 % von: 0,0648 - 0,3767 % Stammholz: N_t im Durchschnitt dieser 5 Baumarten: 0,1211 % von: 0,0434 - 0,2894 %	N_t : 2,084 mg/g N_t : 0,648 - 3,767 mg/g N_t : 1,211 mg/g N_t : 0,434 - 2,894 mg/g
PFEIFFER E.-M., (1985) Veränderungen der Ionengehalte streusalzgeschädigter Straßenbäume durch Bodensanierung im Hamburger Stadtgebiet. Dissertation. Universität Hamburg. Hamburg. Anhang: 54, 65-68, 81-86, 107-109, 111, 124-129	Verschiedene Pflanzenbestandteile der Baumarten <i>Aesculus</i> und <i>Tilia</i> : N_t in Fein- und Schwachwurzeln ³¹ : 1,18 % N_t im Stammholz ³² : 0,13 %	N_t : 11,8 mg/g N_t : 1,3 mg/g
SHEPPARD P.R., 2012: The University of Arizona, Academic Department Geography and Regional Development. Mündliche Mitteilung im Jänner 2012.	Je nach Jahrring, Holzart, Kern- oder Splintholz: N_t im Holz: 500 - 2000 ppm (=0,05 - 0,2 %)	N_t : 0,5 - 2 mg/g

3 - Literaturdaten zu Stickstoff im Holz von <i>Fraxinus</i>		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
COWLING E.B., MERILL W., 1966: Nitrogen in Wood and its Role in Wood Deterioration. <i>Canadian Journal of Botany</i> , 44(7), 1545	Verschiedene Teile des Stammholzes:	
	N_t im Cambium: 4,645 % N_t im Splintholz: 0,22 %	N_t : 46,45 mg/g N_t : 2,2 mg/g

³¹ Durchschnitt aus 15 Durchschnittswerten.

³² Durchschnitt aus sechs Durchschnittswerten.

Anhang

HULDEN E., 1941: Studien über <i>Fraxinus excelsior</i> L. Helsingfors: Tilgmann. 155.	Stamm ³³ :		
	Februar:		
	N _t pro 1000 Teile:	11,34 (= 1,134 %)	N _t : 11,34 mg/g
	Mai:		
	N _t pro 1000 Teile:	7,83 (= 0,783 %)	N _t : 7,83 mg/g
	Juli:		
	N _t pro 1000 Teile:	5,87 (= 0,587 %)	N _t : 5,87 mg/g
	September:		
	N _t pro 1000 Teile:	6,69 (= 0,669 %)	N _t : 6,69 mg/g
	November:		
	N _t pro 1000 Teile:	8,23 (= 0,823 %)	N _t : 8,23 mg/
	N _t im Durchschnitt aller Monate:	0,7992 %	N _t : 7,992 mg/g
	Wurzel ³³ :		
	Februar:		
	N _t pro 1000 Teile:	11,80 (= 1,18 %)	N _t : 11,8 mg/g
	Mai:		
	N _t pro 1000 Teile:	9,67 (= 0,967 %)	N _t : 9,67 mg/g
	Juli:		
	N _t pro 1000 Teile:	5,89 (= 0,589 %)	N _t : 5,89 mg/g
	September:		
	N _t pro 1000 Teile:	5,86 (= 0,586 %)	N _t : 5,86 mg/g
	November:		
	N _t pro 1000 Teile:	7,07 (= 0,707 %)	N _t : 7,07 mg/g
	N _t im Durchschnitt aller Monate:	0,8058 %	N _t : 8,058 mg/g

3 - Literaturdaten zu Stickstoff im Holz von <i>Fraxinus</i>		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
KOLLMANN F., 1941: Die Esche und ihr Holz. Schriftenreihe Eigenschaften und Verwertung der deutschen Nutzhölzer 1. Berlin: Verlag von Julius Springer. 51.	Auszug aus Elementarzusammensetzung: N: 0,07 %	N: 0,7 mg/g
MARMANN P., 1998: Der interne Stickstoffkreislauf von	Xylemsaft der Esche ³⁴ :	

³³ Angaben in N je 1000 Teile Trockengewicht.

³⁴ Durchschnitt und Standardfehler wurden mit Werten aus drei Wiederholungen ermittelt.

Anhang

Esche (<i>Fraxinus excelsior</i>) und Birke (<i>Betula pendula</i>) bei unterschiedlicher Wasserversorgung. Bayreuth: BITÖK, Wissenschaftliches Sekretariat, Universität Bayreuth Verlag. 71, 117, 165	Durchschnitt und Standardfehler:		
	Tagessumme NO ₃ ⁻ :	3,71 ± 1,07 - 5,18 ± 4,52 %	NO ₃ ⁻ : 37,1 ± 10,7 - 51,8 ± 45,2 mg/g
	Tagessumme N _t ⁻ :	55,33 ± 11,85 - 59,33 ± 5,67 mg/l	N _t ⁻ : 55,3 ± 11,9 - 59,3 ± 5,7 mg/g
	Einzelne Baumkompartimente:		
	N _t im Stamm (0 - 1 m):	1,72 - 2,65 mg/g	N _t ⁻ : 1,72 - 2,65 mg/g
	N _t in Hauptwurzel:	2,01 - 6,37 mg/g	N _t ⁻ : 2,01 - 6,37 mg/g
	N _t in Rinde vom Stamm (0 - 1 m):	3,13 - 7,82 mg/g	N _t ⁻ : 3,13 - 7,82 mg/g
	N _t in Rinde von Hauptwurzel:	4,32 - 7,67 mg/g	N _t ⁻ : 4,32 - 7,67 mg/g
	N _t des holzigen Baumgewebes:	2,53 - 3,45 mg/g	N _t ⁻ : 2,53 - 3,45 mg/g

4 - Literaturdaten zu Stickstoff im Holz von <i>Quercus</i>		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
COWLING E.B., MERILL W., 1966: Nitrogen in Wood and its Role in Wood Deterioration. <i>Canadian Journal of Botany</i> , 44(7), 1544	Stammholz verschiedener Eichen-Arten:	
	N _t <i>Quercus alba</i> :	0,104 %
	N _t <i>Quercus rubra</i> :	0,099 %
	N _t <i>Quercus stellata</i> :	0,096 %
	N _t <i>Quercus velutina</i> :	0,07 %
		N _t ⁻ : 1,04 mg/g
		N _t ⁻ : 0,99 mg/g
		N _t ⁻ : 0,96 mg/g
		N _t ⁻ : 0,7 mg/g

Anhang

	N _t Durchschnitt: 0,09225 %	N _t : 0,9225 mg/g
ENGELS J., 1998: Studien zur Besiedelung und Holzzersetzung an ausgewählten Laub- und Nadelbäumen durch wurzelbürtige Pilze. Dissertation. Albert-Ludwigs-Universität Freiburg. Fakultät der Forstwissenschaften. FZKA 6068, Karlsruhe: Forschungszentrum Karlsruhe GmbH. 36.	Stammholz von <i>Quercus robur</i> : N _t : 0,1111 % Wurzelholz: N _t : 0,3767 %	N _t : 1,111 mg/g N _t : 3,767 mg/g
MARUTZKY R., ROFFAEL E., 1977: Über den Stickstoffgehalt in Holz, Rinden und Biomasse. Sein Einfluss auf die Ermittlung des Bindemittelgehalts in Spanplatten. <i>Holz-Zentralblatt</i> , 103(28), 424.	N-Gehalt im Holz: N _t : 0,26 %	N _t : 2,6 mg/g

4 - Literaturdaten zu Stickstoff im Holz von <i>Quercus</i>		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
SEEGMÜLLER S., 1999: Der Einfluss von Mykorrhizen, atmosphärischem Kohlendioxid und Wassermangel auf das Wachstum und die Schwefel- und Stickstoffernährung der Stieleiche (<i>Quercus robur</i> L.). 1. Auflage, Frankfurt/M: Wissenschafts-Verlag Dr. Wigbert Maraun. 41, 79, 84	N-Gehalt verschiedener N-Quellen: Xylemsaft des Sprosses ³⁵ : NO ₃ ⁻ : 3,48 µmol/ml (= 0,04872 mg/ml = 0,004872 %) NH ₄ ⁺ : 0,22 µmol/ml (= 0,00308 mg/ml = 0,000308 %) Asparagin: 8,02 µmol/ml (= 0,11228 mg/ml = 0,011228 %)	NO ₃ ⁻ : 0,04872 mg/g NH ₄ ⁺ : 0,00308 mg/g Asparagin: 0,11228 mg/g ³⁷

³⁵ Alle Gehalte sind absolute N-Konzentrationen stickstoffhaltiger Verbindungen im Spross- und Wurzelxylemsaft mykorrhizierter Stieleichen unter atmosphärischem CO₂.

Anhang

	TSNN³⁶: 25,58 µmol/ml (0,40928 mg/ml = 0,040928 %) Xylemsaft der Wurzel³⁵: NO₃⁻: 9,62 µmol/ml (= 0,13468 mg/ml = 0,013468 %) NH₄⁺: 0,66 µmol/ml (= 0,00924 mg/ml = 0,000924 %) Asparagin: 38,08 µmol/ml (= 0,53312 mg/ml = 0,053312 %) TSNN: 91,19 µmol/ml (= 1,45904 mg/ml = 0,145904 %) Phloemexsudate verschiedener Rindenpartien³⁵: Sprossbasisrinde: NH₄⁺: 0,3 µmol/g Asparagin: 18,3 µmol/g TSNN: 29,45 µmol/g Wurzelhalsrinde: NH₄⁺: 0,42 µmol/g Asparagin: 34,62 µmol/g TSNN: 57,10 µmol/g	TSNN: 0,40928 mg/g NO₃⁻: 0,13468 mg/g NH₄⁺: 0,00924 mg/g Asparagin: 0,53312 mg/g TSNN: 1,45904 mg/g NH₄⁺: 0,0048 mg/g Asparagin: 0,2928 mg/g TSNN: 0,4123 mg/g NH₄⁺: 0,00672 mg/g Asparagin: 0,55392 mg/g TSNN: 0,9136 mg/g
--	--	--

5 - Literaturdaten zu Stickstoff im Holz von <i>Robinia</i>		
Quellenangabe	Originalwerte zum N-Gehalt	N-Gehalt umgerechnet in mg/g
BERTHOLD D., 2005: Soil Chemical and Biological Changes through the N ₂ Fixation of Black Locust (<i>Robinia pseudoacacia</i> L.) - a Contribution to the Research of Tree Neophytes. Dissertation. Georg-August-Universität Göttingen. Fakultät für Forstwissenschaften und Waldökologie. Göttingen. 35	Verschieden Kompartimente von Robinien-Keimlingen:	
	Trieb: N_t: 13 - 15 mg/g	N_t: 13 - 15 mg/g
	Wurzel: N_t: 20 - 23 mg/g Knöllchen:	N_t: 20 - 23 mg/g

³⁷ Umrechnung: Wieviel Asparagin beinhaltet 0,11228 mg N, wenn 1 g Asparagin 212 mg enthalten? Dreisatz: $0,11228 \cdot 1 / 212 = 5,2962 \text{ E-4}$ (siehe Anhang Teil A)

³⁶ Die N-Gehalte aller Aminoverbindungen, des Ammoniums und des Nitrats wurden addiert. Daraus ergab sich die Menge des löslichen nicht proteinogenen Stickstoffs („total soluble non-proteinogenic Nitrogen“ = „TSNN“) im Xylemsaft.

Anhang

	N _i : 47 - 53 mg/g	N _i : 47 - 53 mg/g
SCHERZER L., 1926: Über die chemische Zusammensetzung der Rinden (etc.). Dissertation Universität Wien. Wien. 36	Rinde: N _i : 1,896 %	N _i : 18,96 mg/g