



MASTERARBEIT/ MASTER'S THESIS

Titel der Masterarbeit/ Title of the Master's Thesis

Pflanzenverfügbare Stickstoffpools und mikrobielle Aktivität ausgewählter Nadel- und Laubwaldböden des Wienerwaldes

verfasst von/ submitted by

Martin Hampl, BSc

Angestrebter akademischer Grad/ in partial fulfilment of the requirements for the degree of

Master of Science (MSc)

Wien, 2019 / Vienna, 2019

Studienkennzahl lt. Studienblatt /
degree programme code as it appears on
the student record sheet:

066 855

Studienrichtung lt. Studienblatt /
degree programme as it appears on
the student record sheet:

Geographie

Betreut von/Supervisor

Mag. Dr. Erich Inselsbacher

Danksagung:

Vor allem möchte ich mich bei meiner Familie bedanken, welche mich im Laufe des Bachelor- und Masterstudiums mit größter Mühe unterstützt hat. Dabei wurde mir nicht nur emotional, sondern auch finanziell unter die Arme gegriffen, um meine Wünsche zu erfüllen. Besten Dank an meine Mutter, Großmutter, Bruder, Tante und Onkel. Ohne deren Hilfe wäre ich nie in der Lage gewesen, soweit in meinem Studium zu kommen. Vor allem meine Mutter und Großmutter waren mir jeden Tag immer die beste Stütze und haben mir auch in schwierigen Zeiten immer Mut zugesprochen.

Des Weiteren möchte ich mich bei Erich Inselsbacher bedanken, welcher sich als Betreuer für meine Masterarbeit als unglaublich große Hilfe bewies. Bei jeglichen Fragen oder Ungewissheiten wurde mir alles so gut wie möglich erklärt und beigebracht. Auch bei den praktischen Arbeiten im Labor war Herr Inselsbacher stets zur Stelle und hat mir alle Schritte aufs Genaueste erklärt.

Inhalt

1. Einleitung	3
1.1. Motivation und Zielsetzung.....	3
1.2. Fragestellungen und Hypothesen.....	4
2. Der Wienerwald	5
2.1. Allgemeines	5
2.2. Geologie und Böden	6
2.3. Waldbestand des Wienerwalds	9
3. Stickstoffkreislauf	11
3.1. Stickstoff im Allgemeinen.....	11
3.1.1. Stickstoffvorkommen in Sphären	12
3.1.2. Stickstoffvorkommen durch anthropogene Einflüsse	13
3.2. Einflussfaktoren auf den Stickstoffbetrag	13
3.2.1. Input	14
3.2.2. Output	15
3.3. Stickstoffkreislauf in Waldböden	17
3.5.1. Fixierung	18
3.5.4. Mineralisation	19
3.5.2. Nitrifizierung.....	19
3.5.3. Denitrifizierung.....	20
3.5.4. Assimilation	21
3.5.6. Die Prozesse im Überblick.....	23
3.6. Stickstoffpools und mikrobielle Aktivität	24
3.6.1. Ammonium (NH ₄ ⁺).....	24
3.6.2. Nitrit (NO ₂ -)	25
3.6.3. Nitrat(NO ₃ -).....	25
3.6.4. DON und TDN	26
3.6.5. Mikrobielle Biomasse	27
3.6.6. Respiration	27
3.6.6. C/N-Verhältnis der mikrobiellen Biomasse (Stickstoff und Kohlenstoff).....	28
4. Standortwahl.....	29
4.1. Standortbeschreibung	29
4.2. Laubwald Standort 1	30
4.3. Laubwald Standort 2.....	32

4.4. Nadelwald Standort 1	35
4.5. Nadelwald Standort 2	37
5. Methode.....	40
5.1 Laboranalysen.....	40
5.1.1 Ammonium, Nitrit und Nitrat	41
5.1.2 Gesamt gelöster Stickstoff (TDN) und gelöster organischer Stickstoff(DON)	45
5.1.3 Mikrobielle Biomasse und C/N-Verhältnis	46
5.1.4 Messung der substratinduzierten Respiration (SIR)	47
5.2 Berechnungen und Statistik	48
6. Ergebnisse	49
6.1 Die Ergebnisse im Überblick.....	59
7. Diskussion	63
7.1.1 Auswirkung auf Nitrat	63
7.1.2 Auswirkung auf gelösten organischen und gesamt gelösten Stickstoff.....	65
7.1.3 C/N-Verhältnis	65
7.2 Andere externe und interne Einflussfaktoren	67
8. Zusammenfassung	69
9. Abbildungsverzeichnis	73
10. Tabellenverzeichnis.....	75
11. Literaturverzeichnis.....	76

Kurzfassung

Der Stickstoffkreislauf in Waldböden ist ein komplexes System, welches durch eine Vielzahl an Umweltfaktoren beeinflusst und verändert werden kann. Mikroorganismen im Boden und andere natürliche und auch anthropogene Faktoren sorgen durch den Prozess der Stickstofffixierung dafür, dass das Stickstoffgas, welches in der Atmosphäre vorliegt, in pflanzenverfügbares und anorganisches Ammonium umgewandelt wird. Ammonium wird mittels nitrifizierender Bakterien über Nitrit zu Nitrat umgewandelt. Nitrat kann weiters durch den Prozess der Denitrifizierung über Lachgas zu Stickstoffgas rückgewandelt oder durch die Assimilation mit der Hilfe von Pflanzen in Aminosäuren oder Proteine umgewandelt werden.

Der gelöste organische Stickstoff, welcher unter anderem Aminosäuren inkludiert und eine wichtige Stickstoffquelle für Mikroorganismen ist, ist ebenfalls ein wichtiger Bestandteil des Stickstoffkreislaufs. Der gesamt gelöste Stickstoff ergibt sich aus der Summe des gelösten organischen Stickstoff und der anorganischen Komponenten: Nitrat, Nitrit und Ammonium. Die mikrobielle Biomasse, zu welcher Bakterien, Archaea und Pilze gehören, stellt einen weiteren wichtigen Abschnitt im Stickstoffkreislauf und zusätzlich einen wichtigen Speicher für Stickstoff und Kohlenstoff dar. Die Biomasse kann des Weiteren etwas über die Respiration aussagen. Die substratinduzierte Respiration, welche in der Masterarbeit die potentielle mikrobielle Aktivität im Boden repräsentiert, wird mittels des Entweichens von Kohlenstoffdioxid gemessen. Veränderungen in der mikrobiellen Biomasse können zu einem Ungleichgewicht in der Bodenatmung führen.

Im Fokus dieser Arbeit stehen Stickstoffpools, mikrobielle Biomasse und potentielle mikrobielle Aktivität in ausgewählten Böden von Rotbuchen (*Fagus sylvatica*) und gemeinen Fichten (*Picea abies*) des Wienerwaldes. Es wurden insgesamt neun Parameter analysiert: Ammonium, Nitrit, Nitrat, gesamt gelöster Stickstoff, gelöster organischer Stickstoff, mikrobielle Biomasse (Stickstoff), mikrobielle Biomasse (Kohlenstoff), substratinduzierte Respiration und das Stickstoff-/Kohlenstoffverhältnis der mikrobiellen Biomasse. Insgesamt wurden zwei Buchenwald- und zwei Fichtenwaldstandorte untersucht. Pro Waldstandort wurden fünf kleinere Flächen zu je 1 m² ausgewählt, an denen jeweils drei Replikate entnommen wurden, wodurch sich eine Gesamtanzahl von 60 Bodenproben ergab. Die Bodenproben wurden ins Labor gebracht und anschließend sofort weiterverarbeitet. Ergebnisse zeigten, dass manche Stickstoffpools in Böden von Nadelwäldern geringer waren als in jenen von Laubwäldern.

Signifikante Unterschiede ($p < 0,05$) zwischen den Laub- und Nadelwaldstandorten wurden für Nitrat, gelösten organischen Stickstoff, gesamt gelösten Stickstoff und das C/N-Verhältnis gefunden. Diese Effekte sind auf Unterschiede im Alter der Waldstandorte sowie auf die Zusammensetzung des Unterwuchses zurückzuführen. Die Ergebnisse dieser Studie zeigen, dass die verschiedenen pflanzenverfügbaren Stickstoffformen sehr stark durch die Vegetation beeinflusst werden. Zukünftige Studien sollen die Umsetzungsraten von Stickstoff und bestimmte Enzymaktivitäten, welche in den

Stickstoffkreislauf involviert sind, betrachten, damit die zugrundeliegenden Mechanismen genauer untersucht werden können.

Abstract

The nitrogen cycle is a complex system in forest soils, which is influenced by a variety of environmental factors. Microorganisms in soil and other natural and anthropogenic processes ensure that nitrogen gas, which is present in the earth's atmosphere, is converted into ammonium. Ammonium is converted over nitrite to nitrate by the activity of nitrifying bacteria. Nitrate can be reconverted over nitrous oxide to nitrogen gas by the process of denitrification or can be transferred through assimilation with the help of plants to amino acids or proteins.

Dissolved organic nitrogen, which includes amino acids and therefore is an important nitrogen source for microorganisms, is another essential component of the nitrogen cycle. The total organic nitrogen is the result of the sum of the dissolved organic nitrogen and the anorganic components: Nitrate, nitrite and ammonium. The microbial biomass, to which bacteria, archaea and fungi belong, constitute another important segment of the nitrogen cycle and additionally an important storage for nitrogen and carbon. Furthermore the biomass can say something about the respiration in soil. The substrate induced respiration, which represents the master thesis' potential microbial activity in soil, is measured by the volatilization of carbon dioxide. Changes in the microbial biomass lead to an imbalance in soil respiration.

The focus of this master thesis is on nitrogen pools, microbial biomass and potential microbial activities in soils of selected European beech (*Fagus sylvatica*) and Norway spruce (*Picea abies*) forest sites within the Wienerwald-region. Altogether nine components of the nitrogen cycle have been analyzed: Ammonium, nitrite, nitrate, total dissolved nitrogen, dissolved organic nitrogen, microbial biomass (nitrogen), microbial biomass (carbon), the C/N ratio of the microbial biomass and substrate-induced respiration. In total, two beech and two spruce forests were chosen and at each location five sub-sites were chosen for sampling. At each sub-site three replicate soil samples were taken, resulting in a total amount of 60 soil samples. Soils were transferred to the laboratory and immediately processed. Results showed that some, but not all, nitrogen pools of spruce forest soils were lower than soils of beech forests.

Nitrate, total dissolved nitrogen, dissolved organic nitrogen and the microbial biomass C/N-ratio showed significant differences between different locations. The most likely reasons for these findings are differences in forestage and different under story vegetation. The results of this preliminary study indicate that the relative importance of different plant-available nitrogen forms is strongly influenced by the vegetation. Future studies should consider estimating nitrogen transformation rates and specific enzyme activities involved in the nitrogen cycle in order to investigate the underlying mechanisms as well.

1. Einleitung

1.1. Motivation und Zielsetzung

Der Stickstoffkreislauf ist ein sehr komplexes System, welches für Lebewesen eine wichtige Rolle spielt. Die zahlreichen Komponenten des Kreislaufs wirken sich, je nach Größe, unterschiedlich auf den Boden und die Pflanzen aus. So wichtig der Stickstoffkreislauf auch sein mag, so schädlich kann er interessanterweise auch für die Natur sein. Während Stickstoff der Grundbaustein für viele lebenswichtige Stoffe darstellt (z.B. Eiweiße oder DNS), kann er andererseits in zu hohen Vorkommen schädlich für Lebewesen sein.

Im Rahmen des Masterstudiums wird eine Masterarbeit über den Stickstoffkreislauf in den Böden des Wienerwaldes verfasst, hierbei wird ein Vergleich zwischen Nadel- und Laubwaldböden an ausgewählten Standorten aufgestellt. Im Fokus stehen pflanzenverfügbare Stickstoffpools, welche unter anderem Nitrat, Nitrit, Ammonium und gelösten organischen Stickstoff beinhalten. Zusätzlich wird auf die Bodenaktivität in Form von der substratinduzierten Respiration und der mikrobiellen Biomasse eingegangen. Die Arbeit beinhaltet eine Beschreibung über den Wienerwald und wie dieser entstanden ist. Anschließend werden die gemessenen Komponenten genauer erklärt und welche Bedeutung diese für den Boden haben. Des Weiteren wird erläutert wie die Probenahme erfolgt, wie sich die Standorte unterscheiden haben und wie die Messungen im Labor abgelaufen sind. Im Hauptteil der Masterarbeit werden die Ergebnisse der Labormessungen präsentiert und anschließend mit Hilfe verfügbarer, relevanter Literatur diskutiert. Es soll näher darauf eingegangen werden, wie sich die Standorte der Nadel- und Laubwälder bezüglich der pflanzenverfügbaren Stickstoffpools unterscheiden.

Ich habe dieses Thema gewählt, da ich bereits im Bachelorstudium eine Seminararbeit über einen ähnlichen Sachverhalt verfasst habe. Dadurch stieg das Interesse gegenüber, weil ich mich intensiver mit dem Stickstoffkreislauf auseinandergesetzt habe. Der Stickstoffkreislauf ist sehr komplex aber auch äußerst interessant, weil die kleinsten Unterschiede in der Natur, wie zum Beispiel Hangneigung, erhöhte Sonneneinstrahlung usw. die Größe der einzelnen Komponenten verändern und dadurch Auswirkungen auf den gesamten Kreislauf haben können. In dieser Arbeit habe ich es mir daher zum Ziel gesetzt, einige dieser Auswirkungen von unterschiedlichen Standortfaktoren auf die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools in Böden zu untersuchen und gegenüberzustellen.

1.2 Fragestellungen und Hypothesen

Die Fragestellungen und Hypothesen der Masterarbeit fokussieren sich auf die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools, die mikrobielle Biomasse und die substratinduzierte Respiration an ausgewählten Laub- und Nadelwaldstandorten im Wienerwald.

Forschungsfrage:

Welchen Einfluss haben kleinräumige Unterschiede im Baumbewuchs (Fichtenwald vs. Buchenwald) auf die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools und mikrobiellen Aktivitäten im Boden?

Vertiefende Fragestellung:

Welche weiteren Faktoren könnten an den gewählten Standorten einen weiteren Einfluss auf die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools und mikrobielle Aktivitäten im Boden haben?

Hypothesen:

Die ausgewählten Laub- und Nadelwaldböden des Wienerwaldes unterscheiden sich hinsichtlich der Zusammensetzung ihrer Stickstoffpools.

Die ausgewählten Laub- und Nadelwaldböden des Wienerwaldes weisen hinsichtlich ihrer mikrobiellen Aktivität Differenzen auf.

2. Der Wienerwald

Im Zentrum der Untersuchungen stehen Standorte des Wienerwaldes. Insgesamt wurden vier Standorte im Wienerwald ausgewählt: zwei Fichtenwald- und zwei Buchenwaldstandorte. Eine genaue Beschreibung der Standorte sowie der einzelnen Probenahmepunkte wird in Kapitel 4. präsentiert.

In diesem Kapitel erfolgt eine kurze Beschreibung des Untersuchungsgebietes. Dabei wird erklärt, wie sich der Wald entwickelt hat, wie der Boden im Wienerwald zusammengesetzt ist und wie die Bewaldung aufgeteilt ist.

2.1 Allgemeines

Der Wienerwald ist jener Bereich, welcher im Osten vom Wiener Becken und im Süden vom Triesting- und Traisental abgegrenzt wird. Das Traisental bildet auch zusätzlich die Westgrenze des Waldes. Im Norden befindet sich die Grenze im Bereich der geologischen Schnittzone des Flyschs und der Molasse. (vgl. Spiegler A. 1997: 56)



Abbildung 1 Geologie des Wienerwaldes
(Quelle: Stadt
Wien: <https://www.wien.gv.at/umwelt/wald/erholung/wienerwald/geologie.html>)

Ein Teil des Gebietes von Wien wird vom Wienerwald umgeben bzw. umgibt die Hauptstadt von Norden über Nord-Westen in Richtung Süden. Das gesamte Stadtgebiet war in der fernen Vergangenheit von Wäldern bedeckt. Während zu dieser Zeit der Wienerwald noch eine dichtere Besiedlung an Wäldern aufwies, haben sich die Baumarten im Laufe der Jahrhunderte hingegen kaum verändert. So befinden sich im Bereich des Wienerwaldes nach wie vor Rotbuchen, Hainbuchen, Eichen und auch geringe Anteile von Nadelwäldern. Der Wald kann hierbei untergliedert werden in den Flysch- und Kalk-Wienerwald, wobei sich der Kalk-Wienerwald aus Schwarzkiefer (*Pinus nigra*) und Waldkiefer (*Pinus sylvestris*) zusammensetzt (vgl. Mathias R. 1986:8f.).

In Abbildung 1 wird die Gliederung und Aufteilung des Wienerwaldes genauer verdeutlicht. Die orange Fläche, in welcher das Untersuchungsgebiet (schwarzer Kreis) liegt und den

größten Teil des Waldes ausmacht, wird als Flyschzone bezeichnet. Der blaue Anteil stellt den Kalk-Wienerwald dar.

Der Wienerwald breitet sich über eine Fläche von 135.000 ha aus, wobei davon ca. 70.000 ha Wald sind. Der Rest setzt sich unter anderem aus Wiesen, bewohnten Gebieten und landwirtschaftlich genutzten Flächen zusammen. Dies entspricht etwa 52%. Er liegt in Höhen von 200 bis 890m Seehöhe und wird als größtes zusammenhängendes Laubwaldgebiet Österreichs bezeichnet. Die geologische Beschaffenheit und das Klima sind entscheidend für die Charakteristik des Wienerwaldes. Wie bereits erwähnt, kann der Untergrund des Waldes in die Flysch- bzw. Sandsteinzone im Norden und Westen und in die Kalk- und Dolomitgesteinszone im Süden untergliedert werden. Der Großteil des Waldes machen Buchenwälder aus, wobei im südöstlichen Gebiet des Wienerwaldes die Schwarzkiefer am Häufigsten auftritt (vgl. Sauberer N. et al. 2006: 18f.).

2.2 Geologie und Böden

Wie jeder Standort in Österreich, beinhaltet auch der Wienerwald eine lange und sehr interessante geologische Geschichte. Die Plattentektonik, welche die Verschiebungen und Bewegungen der Kontinente zur Folge hat, spielt hierbei eine große und entscheidende Rolle.

Die Geschichte des Wienerwaldes beginnt vor über vier Milliarden Jahren, als alle heutigen Kontinente noch zu einem einzigen Superkontinent vereint waren. Die Entstehung von Pangäa dauerte bis zum Ende der Karbonzeit (290 Mio. Jahre) und dem Ende der variszischen Gebirgsbildung. Zusätzlich zum Superkontinent existierte ein Meer, welches weit in den Kontinent eindrang: die Tethys. Aufgrund der Ausfällung von Meerwasser kam es zur Ausfällung von Evaporitgesteinen, wofür hohe Salzkonzentrationen notwendig sind. Diese Evaporiten sind die ältesten Gesteine im Gebiet des Wienerwaldes. Durch die Öffnung des penninischen Ozeans wurden die Kontinente Gondwana und Laurasia geprägt. Diese beiden Kontinente waren durch eine Brücke miteinander verbunden, welche als Adriatischer Sporn bezeichnet wird und der Ablagerungsraum für die nördlichen Kalkalpen war. Mit dem Verlauf der Erdzeit begann Laurasia zu Nordamerika und Eurasia zu zerfallen und der Adriatische Sporn trennte sich von Afrika, welches sich in der Kreide von Südamerika löste. Die adriatische Platte bewegte sich nun in Richtung Norden, wo sie sich unter die Eurasische

Platte schob, welches als Geburtsstunde der heutigen Alpen bezeichnet werden kann. Aufgrund der Plattenkollisionen bewegten sich Platten seitlich aneinander vorbei, wodurch Dehnungen und Absenkungen entstanden. Es entstanden Becken, welche mit fluviatilen und marinen Sedimenten aufgefüllt waren. Das Wiener Becken, welches im Zuge der Seitenverschiebungssysteme entstand und den heutigen Untergrund des Wienerwaldes bildet, ist das größte Becken der Ostalpen(vgl. Egger H. und Wessely G. 2014: 14ff.).

Ein Großteil des Wienerwaldes bzw. des Wienerbeckens wird von der Flyschzone geprägt. Erstmals wurde der Begriff „Flysch“ im Jahre 1827 verwendet, welcher vom Schweizer Geologen Bernhard Studer eingeführt wurde. Er bezeichnete Flysch als eine wechselnde Formation, welche aus dunklen Tonstein und Sandstein besteht(vgl. Egger H. und Wessely G. 2014: 26).Des Weiteren können unter „Flysch“ Gesteinsbildungen verstanden werden, welche in dem Bereich der Alpen eine maßgebliche Rolle spielen. Sie sind Bestandteile der Nord- und Südränder der Alpen, aber auch der Nord-, Ost- und Südränder der Karpaten (vgl. Paul C.M. o.J.: 53ff). Eine weitere Eigenschaft der Flyschzone ist die Armut an Fossilien, welche auf die Wassertrübung zurückzuführen ist und dadurch Schwierigkeiten darstellt eine genaue Abfolge der Schichten zu erstellen (vgl. Janoschek W. 1964: 165ff.).

Die Gesteinsabfolgen der österreichischen Flyschzone können bis zu 2000m dick werden und sind als Ausgangsmaterial unter anderem dafür zuständig, wie diese und der darüber liegende Boden aufgebaut sind. Altersmäßig werden diese Abfolgen auf 50-120 Millionen Jahre geschätzt (vgl. Egger H. 2006: 37).

Zwischen den Böden und Bäumen eines Waldes herrschen unzählige Wechselwirkungen, welche für Beide von großem Nutzen sind. Der Boden spielt eine entscheidende Rolle für die Pflanzen eines Waldes. Die Bodenphysik und Bodenchemie eines Bodens sind entscheidend für die Entwicklung der Bäume, da diese ihre Nährstoffe aus dem Boden beziehen. Und umgekehrt haben auch Bäume auf den Boden eine große Auswirkung. So hat zum Beispieldie Durchwurzelung eines Baumes einen großen Einfluss auf den Wasserhaushalt des Bodens.

Diese Wechselwirkungen werden im Wienerwald sehr gut verdeutlicht.Die Buchenbestände des Wienerwaldes weisen aufgrund anthropogener Einflussfaktoren einen hohen Schwermetalleintrag auf. Dies hat zur Folge, dass Blei in den Bäumen, speziell in der Nähe des Stammes, angereichert wird. Die hohen Bleiwerte machen sich durch die Versickerung auch im Boden bemerkbar, wodurch in manchen Bereichen des Wienerwaldes niedrige bzw. saure pH-Werte im Boden vorliegen (vgl. Kazda M. et al. 1986: 131).

Im Wienerwald herrscht durch die Gegebenheiten im Untergrund eine große Vielfalt an Böden. Dadurch unterscheiden sich die beiden Zonen, der Flyschwienerwald und der Kalksteinbereich, auch bezüglich der Bodentypen. Der Bereich des Flyschwienerwalds wird von Pseudogleyen und Braunerden dominiert, wobei im Bereich der Kahlenberger Schichten auch Rendzinen und Pararendzinen vorzufinden sind. Auch in Gegenden des Kalksteinbereiches können Rendzinen gefunden werden. Untergründe ohne Kalkgestein und Dolomit können auch Braunerden und Braunlehme aufweisen(vgl. Fink M.et al. 1958: 139).Um einen groben Überblick zu schaffen, werden die hier genannten Bodentypen kurz beschrieben.

Pseudogleye

Pseudogleye sind bekannt als Böden, welche Wasser stauen und dadurch eine Vernässung aufweisen. Aufgrund der Abwechslung von Trockenheit und Nässe bildet sich in diesen Böden rostrote Flecken, welche wegen der Oxidation und Reduktion von Eisen und Mangan entsteht (vgl. Hösl R. et al: 2016: 1).

Braunerde

Braunerden spielen für die Landwirtschaft eine wichtige Rolle und sind die häufigsten Bodentypen in Österreich. Wie der Name schon darauf hinweist, haben Braunerden eine braun-rötliche Färbung aufgrund der Verwitterung des Ausgangsgesteins. Wegen des Verwitterungsprozesses werden Eisenoxide erzeugt, welche für die Farbe des Bodens verantwortlich sind (ebd.:1).

Rendzina

Rendzinen weisen aufgrund ihrer hohen Kohlenstoffgehalte eine dunkle Färbung auf. Diese Bodentypen befinden sich meist über kalkhaltigem Ausgangsmaterial und sind durch eine hohe Anreicherung an Humus gekennzeichnet. Zum größten Teil werden sie für forstliche Zwecke verwendet, da der hohe Steingehalt eine Nutzung für Ackerland nicht ermöglicht (ebd.:1).

Pararendzina

Pararendzinen sind Böden, welche Kalk, Silikate, Kalksandgestein oder feine silikatische Grundstoffe beinhalten. Durch den Anteil an Silikat können sich Pararendzinen relativ schnell zu Braunerden entwickeln. Da sich diese Böden bezüglich ihrer Eigenschaften von jenen der

Rendzinen kaum bzw. nur gering unterscheiden, werden sie als Pararendzinen bezeichnet (ebd.:1).

2.3 Waldbestand des Wienerwalds

Aufgrund der unterschiedlichen Zusammensetzung der Flysch- und Kalksteinzone weisen diese nicht nur verschiedene Böden, sondern auch unterschiedliche Waldzusammensetzungen auf. Im Wienerwald sind sowohl Laub- als auch Nadelwälder vorzufinden, wobei die Laubwälder überwiegen. Im Norden, im Bereich des Flysch- bzw. Wienerwaldes, sind Kuppen vorherrschend, welche meist von Rotbuchen- und Buchenmischwäldern besiedelt sind. In der Masterarbeit wurden Laubwaldstandorte inkludiert, welche von Buchen bewachsen sind. Da der Sandstein des Flyschs relativ nährstoffreich ist, wächst in dieser Gegend die Rotbuche am besten. Im Süden hingegen, der Kalksteinzone, sind die Geländeformen, im Vergleich zur Flyschzone, etwas rauer. Hier treten dementsprechend verstärkt Nadelwälder auf (vgl. Heriszt W. 2018: 12).

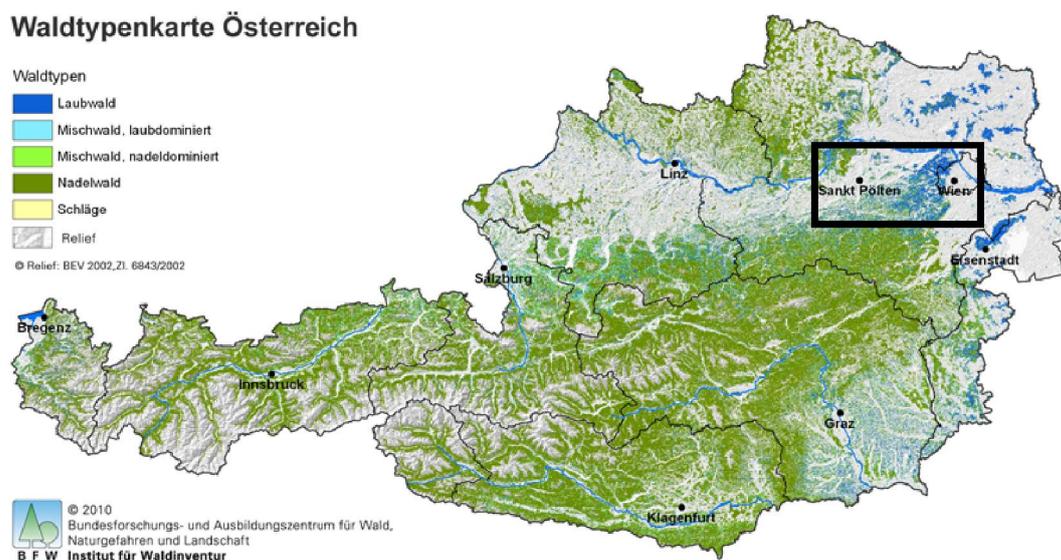


Abbildung 2 Waldtypenkarte von Österreich (Quelle: <http://bfw.ac.at/rz/wi.karten>)

In Abbildung 2 sind die Waldtypen von ganz Österreich dargestellt, wobei man erkennt, dass der größte Anteil aus Nadelwäldern besteht. Lediglich in Niederösterreich und im Burgenland überwiegen Laubwälder.

Der umrahmte Bereich stellt den Wienerwald und seine Zusammensetzung der Waldtypen dar. Der Großteil der Fläche des Waldes wird von Laubwäldern bzw. Mischwäldern, welche

laubdominiert sind, bedeckt. Der schmale Streifen im Süden wird von Nadelwäldern bewachsen, wie bereits *Heriszt W.(2018)* erwähnt hat.

.Die Standorte, welche für diese Arbeit ausgewählt wurden sind zum größten Teil von Waldmeister und auch Sauerklee

bedeckt. Waldmeister deutet unter anderem auf einen sauren Boden hin, welcher einen pH-Wert von 4,5-6,0 aufweist(vgl. Blanck E. 1931: 406).

Fichten, welche für die Masterarbeit als Standorte für Nadelwälder dienten, kommen in der Umgebung der Standorte im Wienerwald etwas seltener vor. Die Fichtenbestände sind aufgrund der Forstwirtschaft und dem daraus resultierenden Anbau von Fichtenmonokulturen im Wienerwald gestiegen(vgl. Brenner H. et al 2015: 18).



Abbildung 3 Buchen- und Fichtenstandorte im Wienerwald (Foto: Martin Hampl)

3. Stickstoffkreislauf

In diesem Kapitel wird der Stickstoffkreislauf kurz vorgestellt. Es wird auf die einzelnen Pools und Umsetzungen eingegangen und erklärt, wie der Stickstoff in den Boden gelangt und aus dem Boden verloren gehen kann. Des Weiteren wird näher darauf eingegangen, welche Prozesse den Stickstoffkreislauf im Boden maßgeblich beeinflussen.

3.1 Stickstoff im Allgemeinen

Stickstoff wurde zum ersten Mal im Jahr 1772 von Daniel Rutherford entdeckt, indem er Sauerstoff durch die Verbrennung von Phosphor aus einem abgegrenzten Luftraum entfernte. Von dem übrig gebliebenem Gas spaltete er mittels Kaliumkarbonat Kohlendioxid ab. Das Überbleibsel war ein Gas, welches Rutherford als giftig und stinkend beschrieb und ihm deshalb den Namen „mephiticair“ gab (vgl. Gaston C. et al. 2006: 6ff.).

Der Name Stickstoff wurde letztendlich im Jahre 1790 von Jean Antoine Claude Chaptal geprägt und bereits in der zweiten Hälfte des 19. Jahrhunderts wurde bekannt, dass Stickstoff ein unabdingbarer Faktor für die Ökosysteme der Natur ist (vgl. Galloway J.N. et al. 2004: 154). Stickstoff ist ein Element, welches eine wichtige Rolle für die Entwicklung der Pflanzenspielt. Kommt es in Folge bestimmter Ereignisse zu einer Verringerung des Stickstoffes, so lässt das Pflanzenwachstum nach. Blätter vertrocknen und die Ernte weist geringere Mengen an Proteinen auf. Andererseits kann eine zu hohe Menge an Stickstoff ein zu heftiges Wachsen der Pflanzen verursachen, wodurch diese zu hoch, zu breit und folglich zu schwach werden können. Des Weiteren kann sich im Boden Nitrit bilden, welches in größeren Mengen toxisch wirken kann und negative Auswirkungen auf die Pflanzen und Bodenlebewesen haben kann (vgl. Johnson C. et al. 2005: 1).

Stickstoff ist aber nicht nur für den Boden und die Pflanzen ein wesentlicher Faktor, sondern ist auch in allen anderen Systemen der Erde ein essentieller Bestandteil.

3.1.1 Stickstoffvorkommen in Sphären

<i>Reservoirs</i>	<i>Amount</i>	<i>Percentage of total</i>
Atmosphere, N ₂	3,950,000,000	79.5
Sedimentary rocks	999,600,000	20.1
<i>Ocean</i>		
N ₂	20,000,000	0.4
NO ₃ ⁻	570,000	0.0
Soil organics	190,000	0.0
Land biota	10,000	0.0
Marine biota	500	0.0

Abbildung 4 Stickstoffvorkommen auf der Erde in Tg (Quelle: Galloway J.N. 2003: 562)

Abbildung 4 zeigt das Vorkommen von Stickstoff in Teragramm in unterschiedlichen Sphären der Erde. Insgesamt werden in etwa 5×10^{21} g an Stickstoff in den Reservoirs der Erde vermutet. 80% davon befinden sich in der Erdatmosphäre. In der Erdatmosphäre kommt Stickstoff unter anderem in der Form von Stickstoffgas (N₂) und Lachgas (N₂) vor.

Fast den gesamten Rest an Stickstoff beinhalten sedimentäre Steine. Diese machen einen prozentualen Anteil von 20,1% aus.

Ein weiteres Stickstoffreservoir sind die Ozeane, in denen Stickstoff in Form von Stickstoffgas und Nitrat vorkommt. Diese machen jedoch nur etwa 0,5% aus.

Böden und Land- und Meeresbiota sind mit 190.000g, 10.000Tg und 500Tg an Stickstoff die geringeren Stickstoffspeicher der Erde.

3.1.2 Stickstoffvorkommen durch anthropogene Einflüsse

Es ist bekannt, dass reaktiver Stickstoff in allen Ökosystemen der Erde eine große Wichtigkeit darstellt. Reaktiver Stickstoff kann aber nicht nur durch natürliche Prozesse entstehen, sondern auch durch anthropogene Einflüsse. Seit mehr als 30 Jahren ist es bewiesen, dass durch menschliche Prozesse genauso viel Stickstoff fixiert wird wie durch natürliche Prozesse. Die Nahrungsmittelindustrie bzw. die Produktion von Nahrung ist ein Grund, weshalb es im Boden zu einer größeren Zufuhr an Stickstoff kommt. So erfolgt zum Beispiel in Asien durch den Anbau von Reis und Sojabohnen eine Erhöhung der Stickstoffwerte. Diese ist darauf zurückzuführen ist, dass unter anderem Reisanbau eine Umgebung schafft, welche die Stickstofffixierung durch Cyanobakterien antreibt. Der zweite anthropogene Einfluss erfolgt durch die erhöhte Produktion von Energie. Durch die Verbrennung von fossilen Brennstoffen gelangt Stickstoff in Form von Stickstoffoxid in die Atmosphäre. Es wird jedoch angenommen, dass dieser Vorgang nicht soviel Stickstoff produziert wie jener Vorgang der Nahrungsproduktion (vgl. Galloway J.N. et al. 2004: 155).

Das weitaus wichtigste Verfahren, durch welches reaktiver Stickstoff erzeugt wird, ist das Haber-Bosch-Verfahren. Diese Ammoniaksynthese diente als wichtiger Faktor für die Entwicklung der Industrie und der Düngemittel und sorgt bis heute dafür, dass Milliarden von Menschen ernährt werden können (vgl. Böhme C. 2013: 1). Gegenwärtig werden pro Jahr etwa 140 Millionen Tonnen Ammoniak hergestellt. Dieses Produkt wird dabei zu anderen Stickstoffverbindungen wie Salpetersäure umgewandelt. 80% des hergestellten Ammoniaks werden als Düngemittel benötigt. Der Beginn liegt bei den deutschen Chemikern Fritz Haber und Carl Bosch, welche Reaktionsabläufe zwischen Stickstoff und Wasserstoff untersuchten. Dies erfolgte bei erhöhtem Druck in einem Edelmetallkatalysator. Zusätzlich waren hohe Temperaturen notwendig um effizientere Reaktionen zu erreichen (vgl. Range S. und Epple M. 2011: 5f.).

3.2. Einflussfaktoren auf den Stickstoffbetrag

Die Prozesse des Stickstoffkreislaufes und die dadurch gebildeten Produkte, wie Nitrat, Nitrit, Ammonium und organische Stickstoffformen werden alle durch In- und Outputflüsse geprägt.

So haben verschiedene externe Faktoren, wie Temperatur und Niederschlag, Einflüsse auf die unterschiedlichen Prozesse und somit auf die Stickstoffpools des Stickstoffkreislaufes. In Abbildung 5 wird ein kurzer Überblick über die In- und Outputs des Stickstoffkreislaufes gegeben, die im Anschluss kurz beschrieben werden. Diese können sowohl über natürliche, aber auch durch anthropogene Wege entstehen.

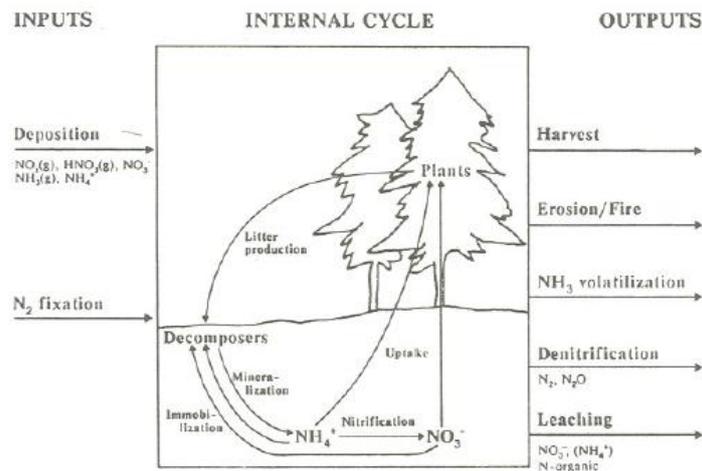


Abbildung 5 Input und Output des Stickstoffkreislaufes (Quelle: Gundersen P. und Bashkin V. N. 1994: 255)

3.2.1 Input

Die unterschiedlichsten Elemente wie Stickstoff oder Kalzium werden durch den Prozess der „wet and dry deposition“ (dt. Nass- und Trockendeposition) in den Boden gebracht. Durch den Eingriff des Menschen, aber auch durch Prozesse wie Blitzschläge kann Stickstoffgas in reaktiven Stickstoff umgewandelt werden. Wie bereits in den vorherigen Kapiteln erwähnt, wird durch die Verbrennung fossiler Brennstoffe und der Lebensmittelproduktion mittlerweile mehr Stickstoff erzeugt als durch natürliche Prozesse (vgl. Pidwirny M. 2017: 7). Auf natürlichem Weg kann durch Blitzschlag oder Vulkanismus und der daraus folgenden hohen Temperaturen Stickstoffmonoxid entstehen. Dieses kann zu Stickstoffgas umgewandelt und durch die Nass- und Trockendeposition können Stickstoffkomponenten wie Ammonium und Nitrat in Bodennähe gebracht werden. (vgl. Galloway J.N. 2004: 158). Durch die Nass- und Trockendeposition werden große Mengen an reaktivem Stickstoff in den Boden eingetragen, welche im Anschluss von den Bodenorganismen genutzt werden. Die Nassdeposition sorgt dafür, dass durch Regen und Schneefall die in der Atmosphäre gebildeten Stoffe in Richtung Boden transportiert werden. Im Gegensatz dazu ist die Trockendeposition jene, welche den

Transport mittels Gase und Partikel durchführt (vgl. Anderson K.A. und Downing J.A. 2006: 351).

Wie stark die Stickstoffdeposition erfolgt, hängt davon ab, wo sich der Standort befindet. In industrialisierten Gebieten erfolgt eine erhöhte Ablagerung von Nitrat, da dies vermehrt durch die Verbrennung von fossilen Brennstoffen entsteht und anschließend durch Niederschlagsprozesse in den Boden gewaschen wird. In Osteuropa und Teilen von Südostasien hingegen ist die Rate der Ammoniumdeposition durch die steigende landwirtschaftliche Aktivität erhöht. Ein entscheidender Faktor hierbei ist die Viehzucht, da Tierexkremate erhöhte Anteile an Ammonium bzw. Harnstoff, der zu Ammonium umgewandelt wird, enthalten (vgl. Haynes R.J. 1986: 10ff.).

3.2.2 Output

Wie Abbildung 5 zeigt, sind für den Austrag (Output) von Stickstoff aus dem Boden sowohl die Natur als auch wieder die Menschen verantwortlich. So kann durch die Denitrifizierung, Auswaschung, Erosion und gasförmige Emission der Output bzw. der Verlust von Stickstoff erfolgen.

Denitrifizierung:

Die Denitrifizierung, welche in den späteren Kapiteln genauer beschrieben wird, ist ein natürlicher Prozess, welcher die schrittweise Reduktion von Nitrat zu Stickstoffgas zur Folge hat. Dies kann zum Entweichen des Gases in die Atmosphäre führen und dadurch zum Verlust von Stickstoff aus dem Boden.

Auswaschung:

Unter Auswaschung versteht man die nach unten gerichtete Bewegung von gelösten Nährstoffen. Dies erfolgt unterhalb des Wurzelwerks der Pflanzen, wodurch die ausgewaschenen Stoffe für die Nutzung durch die Pflanzen verloren gehen. Die Auswaschung von Stickstoff kann natürlich oder durch menschlichen Eingriff erfolgen. Deshalb kann erhöhter Niederschlag, zu hohe Bewässerung oder Veränderung der Oberflächenbeschaffenheit des Bodens einen Verlust herbei führen. Die Veränderung der Oberfläche kann hierbei durch Rodung der Wälder, Ernte und der Nutzung durch Agrarwirtschaft verstärkt werden. Einige Studien ergaben, dass Wälder, im Vergleich zu

Feldern, in der Lage sind die Nährstoffe besser vor der Auswaschung zu schützen. (vgl. Lehmann J und Schorth G. 2003: 151ff.)

Verflüchtigung:

Stickstoff stellt in der Atmosphäre in Form von Stickstoffgas ein relativ stabiles Element dar. Diese Umstände können sich jedoch im Boden ändern, wodurch manche Bestandteile des Stickstoffs leichter flüchtig sind. Die Verflüchtigung ereignet sich unter anderem in Form von Ammoniak. Die Verflüchtigung von Ammoniak erfolgt vor allem in der Landwirtschaft durch das Düngen von Harnstoff. Landwirtschaftliche Betriebe sorgen dafür, dass 90% des Ammoniaks auf europäischem Raum in die Atmosphäre entweichen. Des Weiteren sind Geflügelfarmen ein großer Produzent von Ammoniak. Ca. 50% des Stickstoffgehalts in Geflügelfarmen werden in Form von Harnsäure ausgeschieden. Dabei wird Ammoniak durch Hydrolyse und Mineralisation gebildet (vgl. Ritz C. W. et al. 2004: 685).

Des Weiteren kann auch Lachgas (N_2O), welches ein Treibhausgas ist und zum Abbau der Ozonschicht führt, entweichen (vgl. Alfaro M. et al. 2018: 480). Der Großteil an N_2O wird durch die Nitrifizierung und Denitrifizierung gebildet. Bei der Nitrifizierung wird Ammonium zu Nitrat oxidiert, wobei Stickstoff in Form von Lachgas entweichen kann. Denitrifizierung sorgt für die Reduktion von Nitrat über Nitrit bis hin zu gasförmigen Stickstoff, wie Lach- oder Stickstoffgas. Während der Denitrifizierung kann Lachgas entweichen, bevor noch die Umwandlung zu Stickstoffgas erfolgt ist (vgl. Huang Y. und Gerber S. 2014: 6406).

3.3 Stickstoffkreislauf in Waldböden

Der Stickstoffkreislauf im Boden ist ein Kreislauf, welcher sehr komplex ist. Er beinhaltet eine Vielzahl von Zwischenprodukten und wird durch eine Menge an Prozessen geprägt. Der Kreislauf kann sehr schnell durch äußere Einflüsse verändert werden, wodurch die beteiligten Prozesse und Produkte ebenfalls beeinflusst werden können.

Stickstoff spielt insofern im Boden eine wichtige Rolle, da er unter anderem dafür benötigt wird, die DNS, RNS und Proteine der Lebewesen aufzubauen. Durch die Atmosphäre gelangt der Stickstoff in den Kreislauf, wo er letztendlich von Pflanzenwurzeln aufgenommen und verwertet wird. Alle Stickstoffpools und Prozesse, welche eine Stickstoffform in eine andere umwandeln, bilden zusammen den Stickstoffkreislauf. (vgl. Hotopp I.S. 2014: 1)

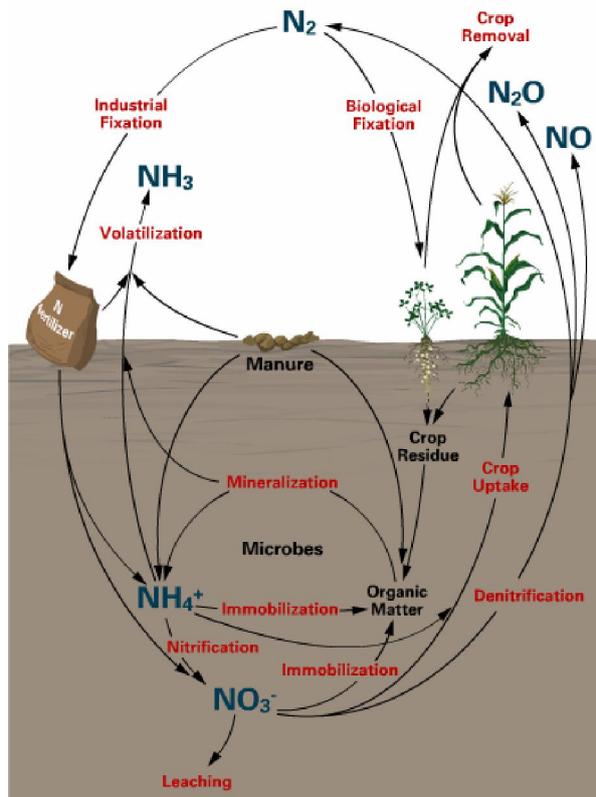


Abbildung 6 Stickstoffkreislauf (Quelle: Johnson C. et al. 2005:1)

Auch in Waldböden finden die üblichen Prozesse des Stickstoffkreislaufs statt. Der Input und Output von Stickstoff in Wäldern unterscheidet sich oft von Böden, welche zum Beispiel landwirtschaftlich genutzt werden. Durch den Bewuchs von Bäumen ändern sich sowohl externe als auch interne Einflussfaktoren. So hat zum Beispiel eine durch die Baumkronen bedingte veränderte Sonneneinstrahlung, die Einwirkung von Streu oder die Wechselwirkung zwischen Böden und Bäumen unterschiedliche Auswirkungen auf die Stickstoffpools. So ergab eine Studie nach Smolander A. und Kitunen V. (2011: 231), dass z.B. unter Buchenstandorten eine erhöhte Stickstoffmineralisation gemessen wurde, als unter Fichtenstandorten

Stickstoff kommt zum größten Teil als Stickstoffgas in der Erdatmosphäre vor. Das Problem hierbei ist, dass Stickstoffgas von den Pflanzen nicht verwertet werden kann und somit in eine andere Form umgewandelt werden muss (vgl. Butterbahl-Bach K. und Gundersen P.

2011:101). Durch die Stickstofffixierung erfolgt die Umwandlung in anorganisches Ammonium (NH_4^+). Dies geschieht durch Mikroorganismen, welche entweder frei lebend im Boden sind oder in Symbiose mit den Pflanzen leben (vgl. Walworth J. 2013: 1).

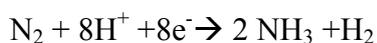
In den letzten Jahren hat sich der Stickstoffinput in Wäldern aufgrund von Verbrennungsprozessen und der landwirtschaftlichen Weiterentwicklung sehr stark erhöht. In manchen Regionen wird zum Teil eine Überladung an Stickstoff vermutet, was wiederum negative Auswirkungen auf die Pflanzen eines Ökosystems haben kann (vgl. Gundersen P. und Bashkin N. 1994: 259ff).

3.5.1 Fixierung

Wie bereits erläutert, wird Stickstoff in der Atmosphäre als Stickstoffgas vorgefunden, ein Gas, welches nicht direkt von den Pflanzen genutzt werden kann. Die Umwandlung von N_2 zu NH_4^+ macht dies jedoch möglich (vgl. Espinoza L. et al. o.J.: 1).

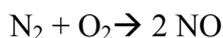
Mikroorganismen, welche in der Lage sind Stickstoff zu fixieren, werden als Diazotrophen bezeichnet. Um den atmosphärischen Stickstoff umwandeln zu können, benötigen diese Organismen ein Enzym namens Nitrogenase (vgl. Bruijn F.J. 2015: 1ff.). Dieses Enzym katalysiert die Umwandlung von Stickstoffgas zu Ammoniak. Katalysatoren werden für den Prozess der Fixierung benötigt, da die Aufspaltung von N_2 viel Energie benötigt. Die Fixierung kann durch Mikroorganismen und durch nicht biologische Prozesse, wie das Haber-Bosch-Verfahren oder Blitzeinschläge, erfolgen (vgl. Miyamoto C. et al. 2008: 2).

Biotische Stickstofffixierung:



(vgl. Dreher A. 2010: 11)

Abiotische Stickstofffixierung:



(vgl. Leigh G. J. 2004:122)

3.5.4 Mineralisation

Die Dekomposition ist ein Prozess im Stickstoffkreislauf, welcher ebenfalls zur Bildung von Ammonium führt. Dabei wird organisches totes Material zuerst physikalisch durch Bodenorganismen zersetzt, wodurch Makromoleküle (Polymere) entstehen. Während der Mineralisation werden große Polymere zu Monomeren (Aminosäuren), welche als Grundbausteine für Polymere dienen, gespalten. Diese sind sowohl für Pflanzen als auch für Mikroorganismen verfügbar. Mikroorganismen können des Weiteren die organischen Monomere mittels Ammonifikation zu Ammonium umwandeln (vgl. Butterbach Bahl K. und Gundersen P. 2011: 104). Die Mineralisationsrate ist jene Rate, welche angibt, in welchem Maße organischer Stickstoff pflanzenverfügbar gemacht wird. (vgl. Crohn D. 2004 : 1).

Die Mineralisation erfolgt durch Mikroorganismen und wird durch eine Vielzahl an Komponenten beeinflusst. Niedrige Bodentemperaturen können den Ablauf der Mineralisation hemmen. Steigende Temperaturen bis zu 30-35°C können zu effektiveren Prozessen führen. Trockene Böden sorgen zusätzlich dafür, dass die Aktivität der Mikroorganismen abnimmt. Auch die Zusammensetzung des Bodens bestimmt die Mineralisation: Grobkörnige Böden weisen höhere Mineralisationsprozesse auf und mitzunehmendem Lehmgehalt im Boden nimmt die Mineralisation ab (vgl. Deenik J. 2006: 2)

3.5.2 Nitrifizierung

Ammonium wird von nitrifizierenden Bakterien genutzt und umgewandelt. Die Nitrifizierung ist jener Schritt, in welchem Ammonium über Nitrit zu Nitrat oxidiert wird. An der Nitrifizierung nehmen insgesamt drei mikrobielle Gruppen teil:

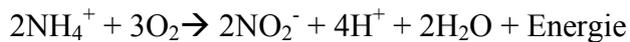
- 1) Autotrophe Ammonium Oxidierer
- 2) Autotrophe Nitrifizierer
- 3) Heterotrophe Nitrifizierer

(vgl. Prosser J. 2005: 31). Heterotrophe und autotrophe Organismen unterscheiden sich in ihrer Fähigkeit, sich am Leben zu erhalten. So sind heterotrophe Organismen jene, welche sich von organischem Material ernähren müssen und somit als Konsumenten gelten. Im Unterschied dazu erhalten sich autotrophe Organismen als Produzenten mit der Hilfe von

anorganischen Stoffen, welche sie selbst erzeugen, am Leben (vgl. Wilkin D. und Brainard J. 2012: 1f.).

Die Aufgaben der Mikroorganismen sind zum Teil schon in deren Namen enthalten. Ammoniumoxidierer sind jene, welche Ammonium zu Nitrit oxidieren. Das entstandene Nitrit wird durch die autotrophen und heterotrophen Nitrifizierer zu Nitrat oxidiert (vgl. Prosser J. 2005: 31ff.)

Umwandlung von Ammonium zu Nitrit:



Umwandlung von Nitrit zu Nitrat:



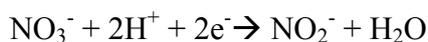
(vgl. Garber S. D. 2002: 266).

3.5.3 Denitrifizierung

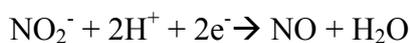
Die Reduktion von Nitrat zu Stickstoffgas wird als Denitrifizierung bezeichnet. Die Denitrifizierung erfolgt in vier Schritten: Die Umwandlung von Nitrat zu Nitrit, von Nitrit zu Stickstoffmonoxid (NO), von Stickstoffmonoxid zu Lachgas und von Lachgas zu Stickstoffgas (N₂) (vgl. Bothe H. et al. 2007: 3f.).

Die Denitrifizierung ist ein anaerober Prozess, welcher einer Vielzahl an Mikroorganismen zur Energiegewinnung dient. Die Denitrifizierung ist im Bereich der Umwelt ein gegenwärtiges Problem. Nitrat wird über Lachgas in Stickstoffgas rückgewandelt. Dies sind Gase, welche bei den Prozessen in die Atmosphäre entweichen und als Treibhausgase bekannt sind (vgl. Moura I. et al. 2017: 4).

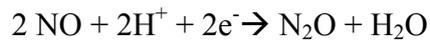
Reduktion von Nitrat:



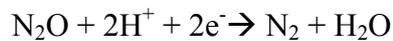
Reduktion von Nitrit:



Reduktion von Stickstoffmonoxid:



Reduktion von Distickstoffmonoxid zu Stickstoffgas:

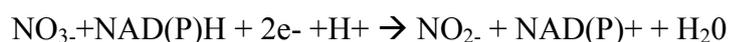


(vgl. ebd: 5)

3.5.4 Assimilation

Unter der Assimilation versteht man die Bildung von organischen Verbindungen aus anorganischen Komponenten, wie Nitrat und Ammonium. Gebildetes Ammonium und Nitrat kann von den Pflanzen absorbiert und assimiliert werden. Wie effektiv Ammonium und Nitrat absorbiert werden können, hängt von der Pflanzenart und den Umweltbedingungen ab. Der Großteil an Nitrat wird über Nitrit zu Ammonium reduziert, welches anschließend zu Aminosäuren und Proteinen assimiliert wird. (vgl. Morot- Gaudry J.F. 2001: 6f.). Die Nitratreduktion erfolgt hierbei über 2 Schritte bzw. mittels 2 Enzymen:

Nitratreduktase:



Nitritreduktase:



FD_{red}...Ferredoxin

(vgl. Chow F. o.J.: 107)

Das Enzym Nitratreduktase führt zur Bildung von Nitrit, welches anschließend durch Nitritreduktase in Ammonium umgewandelt wird.

Aufgenommenes Nitrat wird im Zytoplasma durch Nitratreduktase und durch NAD(P)H zu Nitrit reduziert. Anschließend wird Nitrit zu den Chloroplasten transportiert, wo es zu

Ammonium reduziert wird. Dies erfolgt mittels des Enzyms Nitritreduktase. Als Elektronenquelle dienen hierbei eisenhaltige Proteine (Ferredoxine). Nitrit und Ammonium müssen in den Zellen relativ schnell in organische Bestandteile umgewandelt werden, da sie auf die Zellen toxisch wirken (vgl. Chow F. o.J.: 107).

3.5.6 Die Prozesse im Überblick

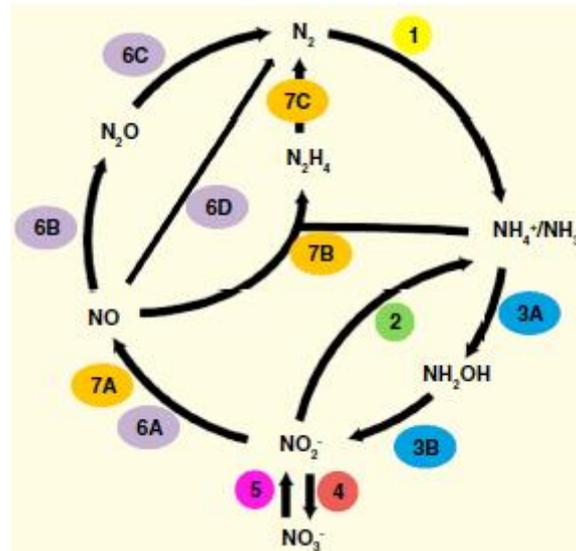


Abbildung 7: Prozesse des Stickstoffkreislaufs (Quelle Stein L. Y. und Klotz M.G. 2016: 95)

In Abbildung 7 wird noch einmal ein Überblick über die einzelnen Prozesse des Stickstoffkreislaufes gegeben. Dabei wird auch 7A-7C inkludiert, welcher als anaerobe Ammoniumoxidation bezeichnet wird. Hierbei wird Ammonium mit Nitrit unter anaeroben Bedingungen zu N_2 umgewandelt.

1	Reduktion von Stickstoffgas zu Ammonium
2	Reduktion von Nitrit zu Ammonium
3A/3B	Oxidation von Ammonium zu Nitrit Zwischenprodukt: Hydroxylamin
4	Oxidation von Nitrit zu Nitrat
5	Reduktion von Nitrat zu Nitrit
6A-6D	Prozess der Denitrifizierung
7A-7C	Bildung von N_2 aus Ammonium und Nitrit Zwischenprodukt: Hydrazin und Stickstoffmonoxid (=Anaerobe Ammoniumoxidation)

Tabelle 1: Prozesse des Stickstoffkreislaufs (Quelle Stein L. Y. und Klotz M.G. 2016: 95)

3.6. Stickstoffpools und mikrobielle Aktivität

Im Fokus der Masterarbeit stehen pflanzenverfügbare Stickstoffpools und die mikrobielle Aktivität. Pflanzenverfügbare Stickstoffpools sind Komponenten des Stickstoffkreislaufs, welche durch die Prozesse innerhalb des Kreislaufs entstehen und anschließend für die Pflanzen verfügbar sind. Dazu gehören unter anderem Ammonium, Nitrat und gelöste organische Stickstoffformen. Die Poolgrößen dieser Stickstoffformen wurden in ausgewählten Böden von Laub- und Nadelwäldern analysiert und gegenübergestellt. Die mikrobielle Biomasse und die substratinduzierte Respiration werden auch mit in die Ergebnisanalyse einbezogen, da diese Aussagen über die Rolle und Aktivität der mikrobiellen Gemeinschaft eines Bodens aussagen. Anschließend wird noch auf das C/N-Verhältnis eingegangen, welches unter anderem darauf hinweist, wie stark Stickstoff im Boden mineralisiert oder immobilisiert wird.

3.6.1. Ammonium (NH₄⁺)

Ammonium ist jener Pool, welcher einerseits mit der Hilfe von stickstofffixierenden Bakterien aus Luftstickstoff (N₂) oder durch die Ammonifikation von organischen Stickstoffformen gebildet wird (siehe oben). Ammonium spielt insofern für die pflanzliche Stickstoffernährung eine wichtige Rolle, da es nicht nur ein wichtiger Nährstoff für die Pflanzen ist, sondern es im Boden die erste und einfachste pflanzenverfügbare Form ist. Der Prozess der Mineralisierung und somit auch der Ammonifikation kann in den warmen Sommermonaten erhöht sein, da hier die mikrobielle Aktivität beschleunigt wird (vgl. Frate C. o.J.: 2). Dies kann in Folge zu einer Erhöhung des Ammoniumpools in Böden führen. Einerseits kann sich ein erhöhter Wert an Ammonium zwar positiv für die Pflanzenernährung auswirken, kann aber andererseits auch zur Versauerung des Bodens und zu toxischen Effekten für Pflanzen führen (vgl. Kronzucker H.J. 2003: 165).

3.6.2 Nitrit (NO₂-)

Das entstandene Ammonium wird im Boden durch die Nitrifizierer in Nitrat umgewandelt. Als Zwischenprodukt entsteht Nitrit. Gebildetes Nitrit kann sich negativ auf das Pflanzenwachstum und Stoffkreisläufe auswirken. Des Weiteren hat es negative Auswirkungen auf das Wurzelwerk von Bäumen (vgl. Lee R. B. 1979: 615). Erhöhte Nitritwerte können die Konzentration von Stickstoff, Phosphor und anderen Nährstoffen verringern. Zusätzlich kann die abnehmende Ausbildung von Blattgrün die Folge einer erhöhten Nitritkonzentration sein (vgl. Phipps R.H. und Cornforth I. S. 1970: 457). Darüber hinaus kann ein höherer Nitritgehalt die Produktivität der Mikroorganismen hemmen (vgl. Bancroft K. et al 1979: 943f).

3.6.3 Nitrat(NO₃-)

Nitrat ist, genauso wie Nitrit und Ammonium, eine anorganische Stickstoffform und dient als Nährstoff für Pflanzen und Bodenorganismen. Nitrat wird einerseits bei der Nitrifizierung gebildet, kann aber auch durch Düngung oder atmosphärische Deposition in den Boden eingebracht werden. Ein Problem bei Nitratverbindungen ist die hohe Löslichkeit in Wasser, wodurch Nitrat schnell durch Abfluss und andere hydrologische Prozesse aus dem System ausgewaschen werden kann. Die Nitratkonzentration in Böden ist daher unter anderem stark von bodenphysikalischen Eigenschaften abhängig. So erfolgt in sandigem Boden das Auswaschen von Nitrat schneller als in anderen Böden, in denen Wasser, und somit auch gelöstes Nitrat länger zurückgehalten werden kann. Dies ist darauf zurückzuführen, da sich Nitrat nicht an sandige Partikel bindet. Des Weiteren hat auch die Temperatur einen Einfluss auf die Größe des Nitratpools in Böden. Erhöhte bzw. wärmere Temperaturen können zu einer erhöhten Nitrifizierung führen. (USDA Natural Resources Conservation Service. 2014.: 1).

Laut dem *Natural Resources Conservation Service (2014)* spielt der pH-Wert auch bei der Nitratbildung eine Rolle. Während ein hoher pH-Wert zwischen 6 und 8 eine steigende Nitrifizierung zur Folge hat, nimmt der Prozess bei Werten unter 5.5 stark ab.

Neben Temperatur, hydrologischen Prozessen und pH-Wert ist auch die Oberflächenbedeckung von größerer Bedeutung. So können nach *Stark J.M. und Hart S.C. (1997)* Nadelwälder dafür sorgen, dass die Nitrifizierungsraten im Boden verringert werden.

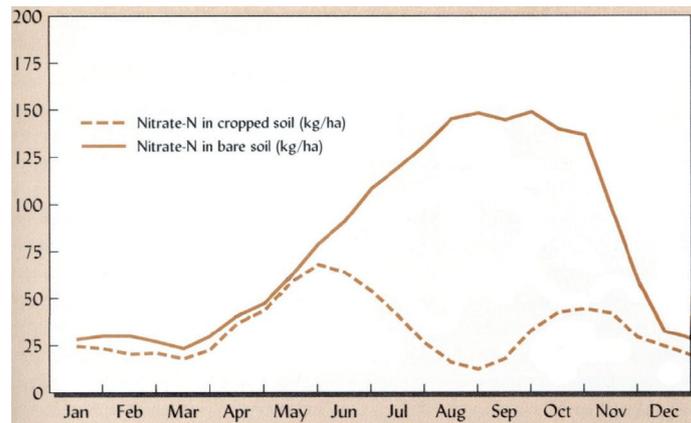


Abbildung 8: Nitratkonzentration von Böden mit und ohne Bewuchs (Quelle: N.C. Brady und Weil R.R. 1996)

Abbildung 8 zeigt ein Beispiel für die beeinflussenden Faktoren auf den Nitratpool. In der Grafik werden Nitratkonzentrationen in bewachsenen und unbewachsenen Böden in Mississippi dargestellt. Die durchgezogene Linie ist jene, welche nicht von einer Oberflächenbedeckung geprägt ist. Die Ergebnisse zeigen, dass die Nitratkonzentration ab Mai deutlich zunimmt und ab September/Oktober wieder abnimmt. Die Zunahme ab Mai ist auf die erhöhte Temperatur im Boden zurückzuführen, während die Abnahme im Herbst eine Folge der erhöhten Regenmengen sein kann (vgl. Brady N.C. und Weil R. R. 1996).

3.6.4 DON und TDN

Unter DON (dissolved organic nitrogen) wird der gesamte gelöste organische Stickstoff verstanden, welcher unter anderem Aminosäuren beinhaltet. Dieser spielt als Stickstoffpool in Böden und Gewässern eine wichtige Rolle. Der gelöste organische Stickstoff ist eine wichtige Stickstoffquelle für Mikroorganismen und kann auch direkt von den Pflanzen aufgenommen und verwendet werden. Der Vorteil hierbei besteht, dass durch die Aufnahme von DON die Umwandlung von Ammonium zu Nitrat reduziert werden kann. DON beinhaltet Aminosäuren, Proteine aber auch lebende Bestandteile wie Viren und Bakterien (vgl. Jones D.L. et al 2004: 749).

Während der Analysen ist die Komponente des DONs mittels TDN(total dissolved nitrogen - gesamt gelöster Stickstoff) und den anorganischen Pools (Ammonium, Nitrat und Nitrit) ermittelt worden. Aus der Differenz vom gesamt gelösten Stickstoff und den anorganischen Komponenten ergibt sich DON.

$\text{DON} = \text{TDN} - \text{Ammonium} - \text{Nitrat} - \text{Nitrit}$.

(vgl. Bronk D. A. et al.: 164).

3.6.5 Mikrobielle Biomasse

Unter der mikrobiellen Biomasse versteht man jenen Pool, welcher ein Maß für die Menge von Mikroorganismen in einem Boden darstellt (vgl. Oberholzer H. und Scheid S. 2007: 14). Zur mikrobiellen Biomasse gehören Bakterien, Archaea und Pilze. Kurzum enthält der Pool der Biomasse lebende Mikroorganismen des Bodens. Die mikrobielle Biomasse in Böden stellt einen wichtigen Speicher für Nährstoffe dar, welche nach dem Absterben in Boden freigesetzt und somit für Pflanzen verfügbar wird(vgl. Ottow J. 2011: 29). Die Menge an mikrobieller Biomasse in einem Boden hängt von einer Vielzahl von Faktoren (z.B. klimatische, bodenphysikalische und -chemische Faktoren, Vegetation, Landnutzung, Nährstofflimitierungen, etc.), ab (vgl. Miechowka A. et al. 2011: 577), auf die an dieser Stelle jedoch nicht näher eingegangen wird.

3.6.6. Respiration

Die Respiration oder auch Bodenatmung ergibt sich durch den Abbau von organischen Substanzen durch Bodenorganismen und Pflanzenwurzeln. Dabei entsteht Kohlenstoffdioxid, welches als Messwert für die Atmungsaktivität im Boden verwendet werden kann. Die Atmung hängt unter anderem von der mikrobiellen Biomasse und Verfügbarkeit von Nährstoffen ab. Störungen in diesen beiden Faktoren führen zu einem Ungleichgewicht in der Respiration (vgl. Oberholzer H. und Scheid S. 2007:14).

Bei den Laborversuchen wurde die substratinduzierte Respiration gemessen, welche die potentielle mikrobielle Atmung im Boden darstellt. Dem Boden wurde ein Substrat (Glukose) hinzugefügt, wodurch die Kohlenstofflimitierung aufgehoben und die Atmungsaktivität von

Bodenorganismen maximal angeregt wird. Die substratinduzierte Respiration wird hierbei stellvertretend für die allgemeine mikrobielle Aktivität in Böden verwendet.

3.6.6 C/N-Verhältnis der mikrobiellen Biomasse (Stickstoff und Kohlenstoff)

Stickstoff und Kohlenstoff sind eine der wichtigsten Elemente im Boden. Das Verhältnis zwischen diesen beiden wird als C/N-Verhältnis bezeichnet. Hat man in der organischen Substanz 40% Kohlenstoff und 2% Stickstoff ergibt sich durch die Division von 40 und 2 ein Verhältnis von 20:1. Dies deutet daraufhin, dass 20x soviel Kohlenstoff als Stickstoff vorhanden ist (vgl. Miller C. 2000: 20).

Das C/N-Verhältnis ist für den Stickstoffkreislauf deshalb von großer Bedeutung, da es sich auf die Zersetzung des organischen Materials und folglich auf die Immobilisierung und Freisetzung von Stickstoff auswirkt. Befindet sich das Verhältnis bei 1:20 oder weniger wird Stickstoff freigesetzt. Je kleiner das Verhältnis, umso mehr Stickstoff steht zur Verfügung, da die organische Substanz reicher an Stickstoff ist (vgl. Swangjang K. 2015: 36).

4. Standortwahl

Die Forschungsfragen und Hypothesen der Masterarbeit sollen mit der Hilfe von Literaturrecherche und Laboranalysen beantwortet werden.

Für die Laboranalytik wurden zuerst Bodenproben im Gelände entnommen, welche im Anschluss im Labor analysiert wurden. Insgesamt wurden vier Standorte ausgewählt: zwei von Laub- und zwei von Nadelwäldern. Innerhalb dieser wurden in einem Radius von 500m pro Standort fünf Punkte gewählt, an denen Proben genommen wurden. Dadurch ergaben sich insgesamt 20 Standpunkte, welche in der Masterarbeit untereinander verglichen wurden. Um genauere Werte zu erzielen wurden pro Standpunkt insgesamt drei Replikate erhoben, wodurch sich eine Gesamtzahl von 60 zu analysierenden Proben ergab(15 pro Standort).

4.1 Standortbeschreibung

Die Standortwahl gestaltete sich zu Beginn schwierig, da Regionen gewählt werden mussten, in denen Laubwälder an Nadelwälder grenzen bzw. an denen sich Laubwälder in der Nähe von Nadelwäldern befanden. Nach einiger Zeit wurden geeignete Untersuchungsgebiete gefunden, welche sich im Nordwesten Wiens befanden. Die insgesamt vier Standorte liegen im Nordosten des niederösterreichischen Orts Hainbuch. Alle Punkte befanden sich in der Nähe einer Straße und insgesamt in einem Radius von etwa 500m. Die geringe Distanz zwischen den Standorten wurde deshalb gewählt, um eine möglichst hohe Homogenität im Hinblick auf klimatische und bodenbezogene Faktoren zu gewährleisten und genauer auf die Forschungsfrage eingehen zu können. Alle Standpunkte befinden sich in flachen Gegenden, wo durch Hangneigungen oder Steigungen kein Einfluss erfolgen kann.

In Abbildung 9 wird ein großer Flächenabschnitt des Untersuchungsgebiets dargestellt. Dieser Abschnitt befindet sich im Nordwesten von Wien, etwa 10km von der Hauptstadt entfernt.

Standpunkte der Laub- und Nadelwaldproben im Wienerwald 2018

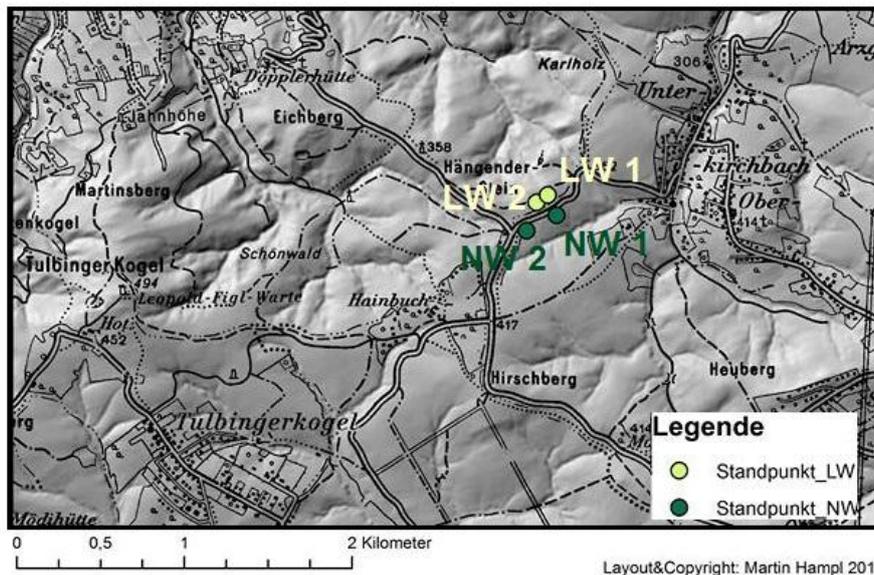


Abbildung 9: Standorte der der Laub (LW)- und Nadelwaldproben (NW) (Karte: Martin Hampf)

Die insgesamt vier Gebiete werden in Abbildung 9 als „LW1“, „LW2“, „NW1“ und „NW2“ bezeichnet. „LW1“ enthält bei den Ergebnissen und der Diskussion jene 5 Untersuchungspunkte mit dem Code LW1, LW2, LW3, LW4 und LW5.

„LW2“ inkludiert jene für LW6, LW7, LW8, LW9 und LW10. Für die Nadelwälder (NW) gilt die gleiche Prozedur.

4.2. Laubwald Standort 1



Abbildung 10 Laubwald Standort 1
(Foto: Martin Hampf)

Der erste Laubwaldstandort, welcher die Proben LW1-LW5 enthält, befindet sich am nördlichsten Punkt der insgesamt 4 Standorte. Wie alle untersuchten Flächen, liegt auch dieser sehr nah (Abstand ca. 30-50 m) an der Straße. Auf dem gesamten Gebiet dominierten Buchen mit keinem bis geringem Unterwuchs. Die Probenahmepunkte lagen zum Teil auf einer ebenen Fläche und zum Teil aber auch auf kleinen Kuppen. Es wurde dennoch versucht, dass alle Proben auf nahezu flachen Punkten entnommen wurden.

Laubwald 1 (LW1)

Der erste Laubwaldstandpunkt, von welchem die ersten Proben genommen wurden, ist umgeben von Buchen und wies einen geringen Unterwuchs auf. Hierbei handelte es sich unter anderem um Springkraut.

Die Bodenproben wurden auf einer Fläche entnommen, welche auf einer kleinen Kuppe liegt und fast zur Gänze von heruntergefallenem, bereits zersetztem Laub bedeckt war. Zusätzlich standen die Bäume in solchen Abständen, dass noch genug Sonnenlicht auf die Oberfläche auftraf.



Abbildung 11 Laubwald 1 (Foto: Martin Hampl)



Abbildung 12 Laubwald 2 (Foto: Martin Hampl)

Laubwald 2 (LW2)

Der zweite Standpunkt weist, im Gegensatz zum vorherigen Punkt, keinen Unterwuchsauf. Die Bodenproben wurden an einer Fläche entnommen, an welcher durch die dichteren Baumkronen bereits etwas weniger Licht an die Bodenoberfläche gelang. Auch hier war der Boden vollständig von zersetztem Laub bedeckt. Im Vergleich zu LW1 befindet sich LW2 bereits an einer komplett flachen Stelle.

Laubwald 3 (LW3)

LW3 ist in der Beschaffenheit der Oberfläche und des Bewuchs ähnlich wie LW2. Nur sind in diesem Bereich die Bäume noch näher aneinander gereiht und die Baumkronen noch dichter, wodurch noch weniger Sonnenlicht zur Oberfläche durchdringen konnte.



Abbildung 13 Laubwald 3 (Foto: Martin Hampl)



Abbildung 14 Laubwald 4 (Foto: Martin Hampl)

Laubwald 4(LW4)

Auch LW4 weist ähnliche Verhältnisse wie LW2 und LW 3 auf. Wobei in LW4 die Bedingungen bezüglich des Sonnenlichts noch schlechter sind. Hier kommt nur noch an wenigen vereinzelten Flächen die Sonne bis an die Oberfläche.

Laubwald 5 (LW5)

Abbildung 15 zeigt die Baumkronen, welche sich oberhalb des Standorts LW5 befinden. Wie in LW4 ist auch hier die Einstrahlung der Sonne bereits viel geringer als wie in LW1-LW3. LW5 ist von der Oberflächenbeschaffenheit her ebenfalls wieder sehr ähnlich. Auch dieser Standpunkt befindet sich auf einer flachen Stelle, welche keinen Bewuchs mehr verzeichnet.



Abbildung 15 Laubwald 5 (Foto: Martin Hampl)

4.3. Laubwald Standort 2

Der zweite Laubwaldstandort ist nur etwa 50m vom ersten Laubwaldstandort entfernt. Trotz der geringen Distanz zeigen die Standpunkte LW6-LW10 deutliche Unterschiede – bezüglich der Vegetation und der Sonneneinstrahlung zum vorherigen Standort auf. Auch an diesem Standort war die Hangneigung vernachlässigbar.



Abbildung 16 Laubwaldstandort 2 (Foto: Martin Hampl)

Laubwald 6 (LW6)

Wie auf Abbildung 17 zu erkennen ist, herrscht an Laubwaldstandort 2 ein höherer Unterwuchs als am Laubwaldstandort 1. Die Bodenprobe von LW6 wurde dort genommen, wo der Boden von einer großen Menge an Springkraut und Waldmeister bedeckt ist. Hier sind die Lichtverhältnisse, im Vergleich zu den vorherigen Standpunkten, deutlich besser.



*Abbildung 17 Laubwald 6
(Foto: Martin Hampl)*



Abbildung 18 Laubwald 7 (Foto: Martin Hampl)

Laubwald 7 (LW7)

LW7 lag nur wenige Meter vom vorherigen Standpunkt entfernt und hat dementsprechend auch ähnliche Bedingungen aufgewiesen. Auch hier ist die Oberfläche von Springkraut und Waldmeister bedeckt, jedoch in etwas geringeren Mengen als in LW6.

Laubwald 8(LW8)

Auch der 8. Standort des Laubwaldes ähnelt jenen von LW6 und LW7 sehr. Die Bodenprobe wurde an einen Punkt genommen, welcher direkt von Waldmeister bedeckt ist. Die Sonneinstrahlung ist, verglichen mit LW7, etwas höher.



Abbildung 19 Laubwald 8 (Foto: Martin Hampl)



Abbildung 20 Laubwald 9 (Foto: Martin Hampl)

Laubwald 9 (LW9)

Auch in LW9 waren die Gegebenheiten wiederum sehr ähnlich. LW9 ist jedoch an einem Punkt genommen worden, welcher von Waldmeister und Springkraut nicht nur bedeckt, sondern auch vollkommen umgeben ist

Laubwald 10 (LW10)

LW10 befand sich nur wenige Meter von LW9 entfernt und weist auch dementsprechend wieder den gleichen Unterwuchs auf. Im Vergleich zu LW9 ist LW10 jedoch an einer etwas flacheren Stelle gelegen.



Abbildung 21 Laubwald 10 (Foto: Martin Hampl)

4.4. Nadelwald Standort 1

Der erste Nadelwaldstandort liegt etwa 100m von den anderen Laubwaldstandorten entfernt. Hier sind die Bedingungen vollkommen anders, was auch in den Ergebniswerten der Analyse deutlich zum Vorschein kommen wird. Jedoch wurde hier auch wieder darauf geachtet, dass alle Proben an relativ flachen Stellen entnommen wurden. Dieser Standort ist von Jungfichten bedeckt, deren Äste bis an den Boden

reichen. Da die Bäume sehr nahe aneinander gereiht sind und das Geäst relativ dicht ist, ist es hier für das

Sonnenlicht kaum möglich an die Bodenoberfläche zu gelangen. Der einzige sonnenbeschienene Platz ist ein kleiner Weg, welcher zwischen den Bäumen durchführt. Die Bodenoberfläche ist nicht nur von Nadeln, sondern auch in geringen Anteilen von Laub, welches von den angrenzenden Laubwäldern durch den Wind transportiert worden ist, bedeckt. Der zum Teil sehr trockene Boden wies keine Bedeckung durch Pflanzen oder Gräser im Unterwuchs auf.



Abbildung 22 Nadelwaldstandort 1 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 1 (NW1)

Bereits bei NW1 wird der große Unterschied zu den vorherigen Laubwaldstandorten verdeutlicht. Der Boden ist mit einer großen Menge an Nadeln, aber auch vereinzelt mit Laub bedeckt. Auch hier reichen die Äste nahezu bis zum Boden, wodurch kaum Sonnenlicht bis zur Oberfläche kommt. Bei der Bodenprobennahme wurde verdeutlicht, wie trocken der Boden im Gesamten ist.



Abbildung 23 Nadelwald 1 (Foto: Martin Hampl)



Abbildung 24 Nadelwald 2 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 2 (NW2)

Der zweite Standpunkt ist von den Faktoren her relativ ähnlich wie NW1. Der einzige Unterschied bei diesem Standpunkt war der Anteil an Streu, welcher den Boden bedeckte. Auch hier ist, was durch die Probeentnahme gezeigt wurde, der Boden in den oberen 15cm noch sehr trocken.

Nadelwald 3(NW3)

Das Auffallende an NW3 ist, dass sich direkt neben diesem Nadelwaldstandpunkt eine Buche befindet. Dementsprechend ist auch hier der Boden von einer gewissen Menge an Laubblättern bedeckt, wobei Nadeln noch deutlich überwiegen. Die Streu ist, wie bei allen Standpunkten des Nadelwaldes 1, zum Teil schon sehr stark zersetzt.



Abbildung 25 Nadelwald 3 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 4 (NW4)

NW4 befindet sich direkt neben NW3, wobei hier der Einfluss durch die Buche nicht mehr so stark ist. Hier ist die Streu bereits deutlich geringer von Laub geprägt, weshalb in diesem Bereich die Nadelstreu mehr dominiert. Die Insolation ist etwas höher, da sich der Standpunkt direkt neben einem Weg befindet.



Abbildung 26 Nadelwald 4 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 5 (NW5)

NW 5 ist nur ca. 5m von NW3 entfernt gelegen. Wie auf Abbildung 27 zu erkennen ist, ist dieser Standort wiederum von einer einzigen Buche geprägt. Schaut man sich den ersten Nadelwaldstandort im Allgemeinen an, so herrschen hier aufgrund der nahen Distanz der Bäume sehr schlechte Lichtverhältnisse und eine hohe Bedeckung an Streu in Form von Nadeln.



Abbildung 27 Nadelwald 5 (Foto: Martin Hampl)

4.5.Nadelwald Standort 2

Der zweite Nadelwaldstandort ist ca. 150m von einem Laubwald entfernt und zeigt deutliche Unterschiede zum ersten Nadelwaldstandort auf. Der zweite Fichtenstandort ist, im Vergleich zum ersten, älter und zusätzlich durch Bäume gekennzeichnet, welche weniger dicht aneinander grenzen.



Abbildung 28 Nadelwaldstandort 2 (Foto: Martin Hampl)

Die fünf Standpunkte sind bezüglich des Unterwuchses von einer größeren Variation geprägt als alle Standorte zuvor. So sind in dieser Region vor allem Springkraut, Waldmeister, Efeu und Sauerklee präsent.



Abbildung 29 Nadelwald 6 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 6 (NW6)

NW6 ist jener Standpunkt, welcher die größte Vielfalt an Vegetation aufweist. So ist dieser Bereich von Springkraut, Waldmeister, Efeu und Sauerklee bedeckt. Zusätzlich ist an diesem Standort die Insolation, im Vergleich zu LW1, LW2 und NW1 am Höchsten, da die Fichten in größerer Distanz zueinander stehen. Der Boden ist durch eine höhere Menge Streu bedeckt als der erste Nadelwaldstandort. Auch hier ist wieder vereinzelt Laub vorzufinden.

Nadelwald 7 (NW 7)

Direkt an Nadelwald 6 grenzt der Standpunkt Nadelwald 7. Auch hier herrscht wieder eine hohe Vegetationsvielfalt, wobei hier nur noch Waldmeister und Springkraut wächst. Die Sonneneinstrahlung ist auch an diesem Standpunkt durch die Lage der Fichten relativ hoch.



Abbildung 30 Nadelwald 7 (Foto: Martin Hampl)



Abbildung 31 Nadelwald 8 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 8(NW8)

Im Bereich von NW8 ist zusätzlich neben Waldmeister auch Sauerklee gefunden worden. Neben der Nadelstreu ist auch hier wieder ein leichter Anteil an Laubstreu verzeichnet worden. Was hier auffallend ist, ist die hohe Anzahl an Totholz, die den Boden bedeckt.

Nadelwald 9(NW9)

NW9 ist im Vergleich zu NW8 deutlich begünstigter bezüglich der Sonneneinstrahlung. Während das einfallende Licht inNW9 erhöht ist, sind die anderen Faktoren relativ ähnlich. So werden auch hier Waldmeister, Sauerklee, Nadel- und Laubstreu vorgefunden.



Abbildung 32 Nadelwald 9 (Foto: Martin Hampl)



Abbildung 33 Nadelwald 10 (Foto: Martin Hampl)

Nadelwald 10 (NW10)

NW10 ist nur 3-4m von NW9 entfernt, wodurch dieser Standpunkt kaum Unterschiede zum vorherigen zeigt. Die Probe ist direkt inmitten der Vegetation und ca. 1m vor dem Stamm einer Fichte entnommen worden.

5. Methode

Die zu analysierenden Bodenproben wurden von den insgesamt 20 Standpunkten genommen und direkt im Anschluss im Labor weiterverarbeitet. Die Bodenproben wurden mittels einer einfachen Schaufel bis zu einer maximalen Tiefe von 10-15cm und auf einer Fläche von 0,25x0,25m entnommen und anschließend in Plastiksäcke gegeben. Dabei wurde darauf geachtet, dass die oberflächliche Vegetation und Streu zuerst entfernt wurde. Die Proben wurden umgehend ins Labor transportiert und weiterverarbeitet, um die Veränderung der Stickstoffkomponenten so gering wie möglich zu halten.

5.1 Laboranalysen

Die insgesamt 60 Proben wurden auf 2mm gesiebt, um dann für die Extrakte verwendet zu werden. Die Extraktion erfolgte einerseits mit Reinstwasser (MilliQ Wasser), um den frei verfügbaren gelösten Stickstoff im Boden zu ermitteln und andererseits mit 0,5 M Kaliumsulfat (K_2SO_4), um den Stickstoff zu analysieren, welcher nach dem Ionenaustausch verfügbar ist bzw. potentiell für die Pflanzen verfügbar ist. Für die Fumigation, welche die mikrobielle Biomasse in Stickstoff und Kohlenstoff ermittelt, wurden zusätzlich 60 Extrakte hergestellt (für Details zur Fumigations-Extraktions-Methode siehe Methodenbeschreibung). Somit ergaben sich insgesamt 180 Extrakte.

Um ein Extrakt zu erhalten, wurden in kleine Schraubflaschen 4g des gesiebten Bodens gegeben. Zusätzlich wurden in die Behälter noch entweder 30ml MQ oder 30ml Salzlösung hinzu pipettiert. Nach anschließendem einstündigem Schütteln wurden die Extrakte in andere Schraubflaschen hineinfltriert.



*Abbildung 34 Filtrieren der Proben
(Foto: Martin Hampl)*

Zu analysieren waren, wie bereits erwähnt, die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools, die mikrobielle Biomasse und die mikrobielle Aktivität. Um die Ergebnisse zu erhalten, wurden unter anderem TOC/TDN-Analyser, ein Photometer und der Prozess der Fumigation-

Extraktion verwendet. In den folgenden Unterkapiteln soll die Vorgehensweise, um die unterschiedlichen Pools zu erhalten, näher erläutert werden.

5.1.1 Ammonium, Nitrit und Nitrat

Für die Ammonium-, Nitrit- und Nitratanalyse wurden die Reinstwasser- und Kaliumsulfatextrakte verwendet. Zusätzlich wurden noch Nitrat- und Ammoniumstandards hergestellt, welche als Hilfsmittel für die Erstellung einer Kalibrierungsgerade in Excel dienen. Alle Lösungen wurden in Mikrotiterplatten pipettiert und anschließend von einem Photometer analysiert.

Ammonium:

Sowohl für Ammonium als auch für Nitrat und Nitrit wurden 96-Well-Mikrotiterplatten benutzt. Diese besteht aus insgesamt 96 Vertiefungen, welche mit den Extrakten und Standardlösungen befüllt wurden. Die Standards wurden in Konzentrationen zwischen $200-1,6 \mu\text{mol l}^{-1}$ hergestellt (vgl. Miranda K.M., Espey M. und Wink D.A. 2000:64). Für die Herstellung der Verdünnungsreihen wurde eine Standardlösung verwendet, welche durch das Auflösen von 0,535g Ammoniumchlorid in 100ml Reinstwasser hergestellt wurde. 0,5ml dieser Lösung sind anschließend jeweils in 100ml Reinstwasser und 100ml Kaliumsulfat gelöst worden, um die benötigte Standardlösung zu erhalten. Insgesamt wurden 18 Eppendorf-Reaktionsgefäße mit einer Füllmenge von 2ml verwendet. In das erste Gefäß wurden 750 μl der Standardlösung hinzugefügt. Die restlichen acht Gefäße sind mit Reinstwasser befüllt worden. Genau der gleiche Ablauf wurde auch für die Herstellung der Kaliumsulfatextrakte durchgeführt. In das zweite Eppendorfgefäß sind zusätzlich zu den 750 μl Reinstwasser bzw. 750 μl Kaliumsulfat noch 750 μl der Standardlösung hinein pipettiert worden. Der Inhalt des zweiten Gefäßes wurde daraufhin mittels Vortex so gut wie möglich vermischt. 750 μl wurden nach dem Vermischen aus dem zweiten Gefäß entnommen und in das dritte Gefäß pipettiert und anschließend wieder vermischt. Dies wurde für alle verbliebenen Gefäße durchgeführt, um eine 1:2 Verdünnungsreihe zu erhalten.

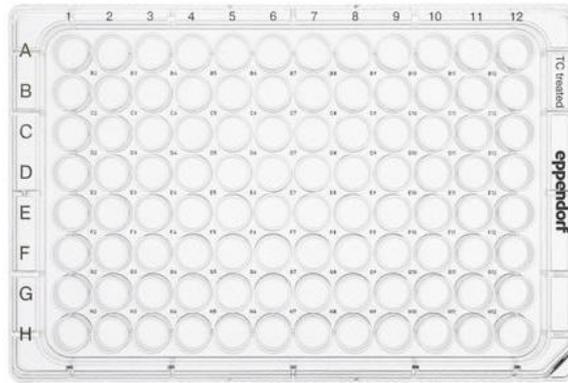


Abbildung 35 Mikrotiterplatte (Quelle: N.N. <http://www.directindustry.fr/prod/eppendorf/product-22548-1606915.html>)

Für die photometrische Ermittlung von Ammonium wurden folgende Lösungen hergestellt bzw. verwendet:

-0,3 M (Mol) Natronlauge : 0,6g Natronlauge gelöst in 50ml Reinstwasser

-Natriumsalicylatlösung: 8,5g Natriumsalicylat und 63,9mg Natrium-Nitroprussid-Dihydrate aufgelöst in 50ml Reinstwasser

-Farbreagenz: 0,3M Natronlauge, Natriumsalicylatlösung und Reinstwasser im Verhältnis 1:1:1 vermischt

-Oxidationslösung: Dichlorisocyanensäure Natriumsalz-Dihydrate aufgelöst in 100ml Reinstwasser.

Für die Reinstwasser- und Kaliumsulfatextrakte wurde jeweils eine Mikrotiterplatte verwendet. Reihe A der Mikrotiterplatte (Abb. 35) wurde für die hergestellten Standards(100µl) und den 3 Leerwerten verwendet. Leerwerte (blanks) wurden ebenfalls benötigt um die Bestimmung des Nullwertes zu erhalten. In Reihe B-F wurden 100 µl der Extrakte pipettiert. Insgesamt sind 60 Vertiefungen der Mikrotiterplatte mit den Extrakten befüllt worden: 20 Proben und zusätzlich die zwei Replikate.

Im Anschluss wurden 50µl Farbreagenz und 20µl der Oxidationslösungen den Proben hinzugefügt. Basis bildet hierbei die Berthelot Methode. Ammonium-Ionen reagieren mit Salicylat-Ionen zu einem Farbstoff, der durch Nitroprussidnatrium, welches in der Farbreagenz enthalten ist, katalysiert wird (vgl. Pohling R. 2015: 10).

Die angefertigte Mikrotiterplatte wurde anschließend 60 Minuten bei Raumtemperatur stehen gelassen und daraufhin im Photometer bei 660nm gemessen (vgl. Hood-Nowotny R. et al. 2010: 1020).

5.1.1.2 UV/VIS-Spektroskopie

Die UV/VIS-Spektroskopie basiert auf der Anregung von Elektronen mit ultraviolettem und sichtbarem Licht. In der Spektroskopie und Photometrie spielt der Spektralbereich eine entscheidende Rolle. Für den Menschen sind die Bereiche von 400 bis 800nm sichtbar. Kurz darunter befindet sich der UV-Bereich. Um den gewünschten Spektralbereich zu messen, welcher bei Ammonium bei 660nm liegt, wird von einer Lichtquelle ausgesandtes Licht in einen Monochromator geleitet. Der Monochromator ist dafür zuständig, den gewünschten Spektralbereich zu isolieren (vgl. Lehmann T. 1997: 1ff.).

Hat der Lichtstrahl den Monochromator passiert, erreicht er die Probe und zum Schluss den Analysator, welcher die Energieverteilung des Lichtstrahls misst. Trifft das Licht auf die zu analysierende Probe kann hierbei unter anderem Reflexion, Streuung und Absorption entstehen. Die UV/VIS-Spektroskopie basiert auf diesem Prinzip und misst die Summe dieser Parameter (Extinktion), die bei dem Passieren des Lichtstrahls durch die Probe auftritt. Der Extinktionskoeffizient dient als Maß der Absorption und wird mit der Hilfe der erstellten Standardlösungen und den zu analysierenden Lösungen in Form einer Kalibrierungskurve dargestellt. Die dadurch entstandene Regressionsgleichung kann für die Berechnung Stoffkonzentration in den Proben verwendet werden (vgl. Owen T. 2000: 3ff.).

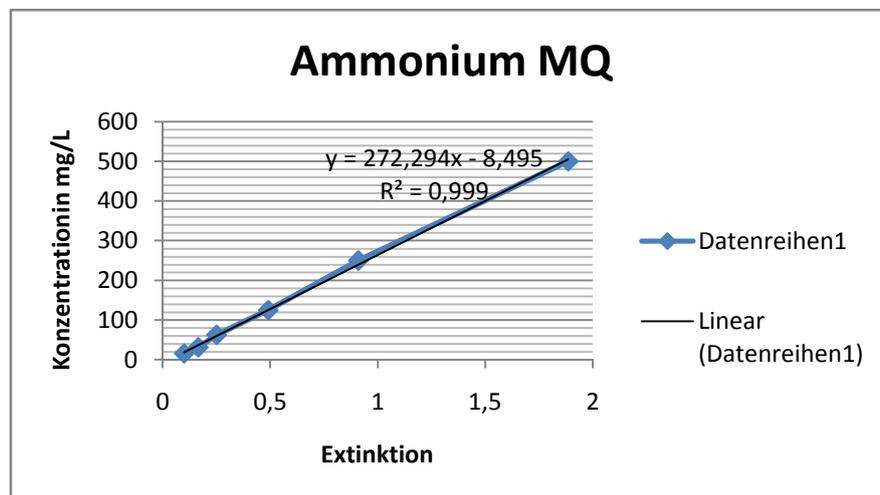


Abbildung 36 Kalibrierungskurve am Beispiel Ammonium (Quelle: Martin Hampl)

Als Beispiel einer Kalibration sind die Messergebnisse für Ammoniumstandards gezeigt (Abb. 36). Auf der x-Achse wird die Extinktion angegeben. Sie dient als Maß dafür, wie viel Strahlung von der gemessenen Probe absorbiert worden ist. Die y-Achse weist darauf hin, wie viel Konzentration (in mg/L) an Ammonium in der Standardlösung vorhanden ist. Zwischen

der Konzentration und der Extinktion besteht ein linearer Zusammenhang: Je höher die Konzentration, desto höher die Extinktion bzw. Absorption.

Nitrat und Nitrit:

Die Nitrat- und Nitritanalysen wurden ebenfalls mit Reinstwasser- und Kaliumsulfatlösungen durchgeführt. Auch diese wurden anschließend mittels Photometer analysiert und ausgewertet. Die Unterscheidung zur Ammoniumermittlung liegt in den verwendeten bzw. hergestellten Reagenzien.

-Vanadium(III)-chlorid: 400mg Vanadium(III)-chlorid aufgelöst in 50ml von 1M HCl.

-NEDD-Reagenz: 50mg von N-NaphthylethylenediaminDihydrochlorid (NEDD) gelöst in 250ml Reinstwasser

-Sulfanilsäure: 1g von Sulfanilamid gelöst in 100ml von 3M HCl.

-Griess-Reagenz: NEDD-Reagenz und Sulfanilsäure im Verhältnis 1:1 vermischt.

Auch für die Nitrit- und Nitratbestimmung wurden Standardlösungen hergestellt. Dafür wurden 1,01g Kaliumnitrat in 100ml Reinstwasser gelöst. 0,5ml dieser Lösung wurden jeweils in 100ml Reinstwasser und 100ml Kaliumsulfat gelöst. Auch hier wurden insgesamt wieder 18 Eppendorfgefäße verwendet. 750 µl der Standardlösung wurden wiederum in die ersten Gefäße pipettiert. 750 µl Reinstwasser bzw. Kaliumsulfat wurden dann in die restlichen Gefäße hinzugefügt. 750µl der Standardlösung wurden in das zweite Eppendorfgefäß gegeben und anschließend wieder mittels Vortex stark vermischt. Vom zweiten Gefäß wurden dann 750µl in das dritte Gefäß pipetiert und wieder vermischt. Dies wurde bis zum letzten Eppendorfgefäß durchgeführt um eine 1:2 Verdünnungsreihe zu erhalten.

1)Nitrat:

Für die Nitratanalyse wurden 75µl der Standards in die erste Reihe der Mikrotiterplatten gegeben. Auch hier wurden wieder zwei Platten (Reinstwasser und Kaliumsulfat) benötigt. Zusätzlich dazu wurden, wie bei Ammonium, wieder sechs Leerwerte (drei für Reinstwasser,

drei für Kaliumsulfat) inkludiert. In die restlichen Vertiefungen der Platten wurden 75 µl der hergestellten Extrakte pipettiert. Anschließend wurden hintereinander 75 µl Vanadium(III)-chlorid und 75 µl Griess-Reagenz hinzugefügt.

Vanadium wird in die Lösung pipettiert, da dies die Reduktion von Nitrat zu Nitrit zur Folge hat (vgl. Schnetger B. und Lehnert C. 2014: 91). Die Griess-Reaktion basiert auf der Bildung von Farbstoff durch das Griess-Reagenz. Nitrit wird erhoben, da dieses mit der Sulfanilsäure reagiert und sich mit N-Napthylethylenediamin Dihydrochlorid verbindet. Der dadurch entstehende Farbstoff kann mittels Photometer ermittelt werden (vgl. Thuan D. D. et al 2017: 16054 f.).

2) Nitrit:

Auch für die Ermittlung der Nitritkonzentrationen wurden Standards hergestellt. Die Standards, Leerwerte und Proben wurden wieder, genau wie bei den Mikrotiterplatten von Ammonium und Nitrat, sowohl für Reinstwasserextrakte als auch für Kaliumsulfatextrakte hergestellt. Der Unterschied bei dieser Analyse ist, dass nur 75 µl Griess-Reagenz zu den Proben hinzu pipettiert wurden. Vanadium wurde hierbei nicht verwendet.

5.1.2 Gesamt gelöster Stickstoff (TDN) und gelöster organischer Stickstoff(DON)

Der gesamt gelöste Stickstoff wurde analysiert indem, wie für Nitrat, Nitrit und Ammonium, wiederum die Reinstwasser- und Kaliumsulfatextrakte verwendet wurden. Für die Analyse wurden 9ml der Extraktlösung mittels Shimadzu TOC-VCPH Total Organic Carbon Analyser analysiert. Da der Analyser die Ergebnisse in mg l^{-1} ausgibt, wurden die Ergebnisse noch in $\mu\text{mol Ng}^{-1}\text{TG}$ umgerechnet werden (TG=Trockengewicht).



Abbildung 37 TOC-Analyser (Quelle: <https://navigator.innovation.ca/en/facility/wilfrid-laurier-university/center-cold-regions-and-water-science>)

Der TOC-Analyser wurde zusätzlich noch für die Auswertung der gebundenen mikrobiellen Biomasse in Stickstoff und Kohlenstoff verwendet. Dieser Analyseablauf wird auf den nächsten Seiten noch genauer beschrieben.

Der gelöste organische Stickstoff (DON) konnte anschließend mit den Werten des TDNs und jenen der anorganischen Komponenten ausgerechnet werden. Die Differenz aus TDN und den anorganischen Pools ergibt den gelösten organischen Stickstoff im Boden.

5.1.3 Mikrobielle Biomasse und C/N-Verhältnis

Die mikrobielle Biomasse der entnommenen Proben wurde mittels der Chloroform-Fumigations-Extraktions-Methode (CFE) analysiert. Hierbei wurden die in der mikrobiellen Biomasse gebundenen Stickstoff- und Kohlenstoffkonzentrationen analysiert und berechnet. Durch das Verhältnis dieser beiden Komponenten kann auf das C/N-Verhältnis in der mikrobiellen Biomasse rückgeschlossen werden. Diese Analyse beinhaltet einen Versuch mittels Fumigation. Für die Fumigation in einem Exsikator wurden 15-20g des Bodens in Petrischalen abgewogen. Nach 24h wurden die Proben herausgegeben und 5g in Schottflaschen eingewogen. Anschließend wurden 30ml Kaliumsulfat hinzupipettiert, 1h geschüttelt und anschließend in neue Gefäße filtriert.

Um die Ergebnisse der mikrobiellen Biomasse zu erhalten, wurden Böden, welche einerseits fumigiert und andererseits nicht fumigiert waren, nach anschließender Extraktion mit 0,5MKaliumsulfatlösung und Filtration mittels TOC-Analyser analysiert.

Um die Gesamtsumme des in der mikrobiellen Biomasse enthaltenen Stickstoffs und Kohlenstoffs zu berechnen, wird die Differenz aus der fumigierten (TDN_{FUM}) und nicht fumigierten Proben (TDN_{NON}) berechnet. Zusätzlich wird jeweils für Kohlenstoff und Stickstoff noch ein Korrekturfaktor benötigt ($k_{EN}= 0,54$; $k_{EC}=0,35$), welcher den mineralisierten Anteil der Biomasse widerspiegelt (vgl. Harris D. et al. 1997: 507f.).

Mikrobielle Biomasse N = $1/k_{EN} * (TDN_{FUM} - TDN_{NON})$

Mikrobielle Biomasse C = $1/k_{EC} * (TOC_{FUM} - TOC_{NON})$

Chloroform-Fumigation

Die Chloroform-Fumigation basiert auf der Begasung mit Chloroform der zu analysierenden Bodenproben (vgl. Jenkinson D. und Powlson D 1976: 15). Ca. 15-20g des Bodens wurden in Petrischalen abgewogen und anschließend in einen Exsikkator gegeben, welcher an eine Vakuumpumpe angeschlossen war. Zusätzlich wurde in den Exsikkator noch Chloroform gestellt, welches durch den Unterdruck in den gasförmigen Zustand gebracht wurde (vgl. Wu J. et al 2000: 501). Die Böden wurden insgesamt für 48 h fumigiert, was zur Folge hat, dass die mikrobiellen Zellen der Proben durch das eindringende Chloroform zerstört werden und somit deren Inhalt in den Boden gelangt (vgl. Martens R. 1993: 88).

5.1.4 Messung der substratinduzierten Respiration (SIR)

Die Respiration zeigt sich in der Natur durch die Entweichung von CO_2 aus dem Boden. SIR weist auf die potentielle Aktivität der Mikroorganismen hin und kann unter anderem durch das Isermeyer-Experiment ermittelt werden.

Für die Ermittlung der SIR werden folgende Chemikalien und Gegenstände benötigt:

- 15ml Natronlauge (0,1 M)
- 2,5ml Glukose (80 g l^{-1})
- 2,5ml Bariumchlorid (0,5 M)
- Salzsäure (0,1 M)
- 15-20g der Bodenproben
- 3-4 Tropfen Phenolphthalein

Der Versuch begann mit dem Einwiegen der Proben, welche anschließend in Nylonsäcke gegeben wurden. Zusätzlich wurde noch eine Blindprobe hergestellt, welche keine Bodenprobe beinhaltet. Zusätzlich wurde der Boden noch mit Glukose versetzt, welches zur Folge hat, dass die Bodenaktivität der Mikroorganismen auf das maximale Potential gehoben wird. Danach wurden alle Proben in Schottflaschen gegeben und mittels des Verschlusses im oberen Bereich der Flasche befestigt.



Abbildung 38 Titration der Lösung (Foto: Martin Hampl)

In diesem Behälter befanden sich zusätzlich noch 15ml Natronlauge, welches das entweichende CO₂ absorbiert. Dabei musste darauf geachtet werden, dass die Bodenproben nicht mit der Natronauge in Berührung kamen. Nach 3h wurden die Säckchen wieder entfernt. Zur Natronlauge wurden 2,5ml Bariumchlorid pipettiert, wodurch absorbiertes CO₂ als Bariumkarbonat ausgefällt wurde. Der letzte Schritt beinhaltete das Hinzufügen der Indikatorlösung in Form von Phenolphthalein und der Rücktitration durch Salzsäure (Abb. 38). Aus dem Verbrauch der Salzsäure konnte schlussendlich die SIR berechnet werden (vgl. Kandeler E. und Stemmer M. 1998: 16f.).

$$\frac{[(BW - VW) * 2,2 * 100]}{t * EW * \%TS}$$

<i>BW</i> ..Blindwert (in ml)	2,2..Umrechnungsfaktor
<i>VW</i> ..Vollwert (in ml)	<i>t</i> ..Inkubationszeit
<i>EW</i> ..Einwaage (in g)	<i>TS</i> ..Faktor der Trockenmasse in %

Das Ergebnis wird in mg CO₂ *g⁻¹ TS* h⁻¹ angegeben.

Der Umrechnungsfaktor 2,2 dient für die Berechnung von CO₂. 1ml der titrierten Salzsäure entsprechen 2,2 mg CO₂.

5.2 Berechnungen und Statistik

Die gesamten Ergebnisse, welche im Labor ermittelt worden sind, wurden nach den Berechnungen mittels RStudio statistisch ausgewertet. Die statistischen Analysen wurden mit One-way ANOVA und anschließenden post-hoc-Tests durchgeführt. Diese sind dafür zuständig, um signifikante Unterschiede einzelner Parameter zwischen den Standorten zu berechnen. Der post-hoc-Test wurde anschließend durchgeführt, um herauszufinden, zwischen welchen Standorten diese Signifikanzen vorliegen. Für die Auswertungen wurde der Tukey-Test verwendet, welcher die Signifikanzen zwischen den gesamten Mittelwerten der Gruppen bestimmt.

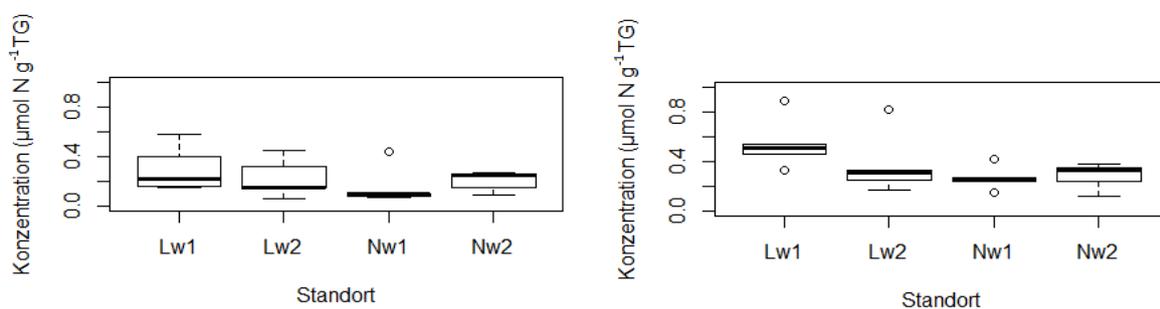
6. Ergebnisse

In diesem Kapitel werden die gesamten Ergebnisse präsentiert. Zusätzliche statistische Parameter wie die Standardabweichung und der Standardfehler des Mittelwerts deuten auf die Genauigkeit der ermittelnden Ergebnisse hin. Während die Standardabweichung die Streuung um den Mittelwert angibt, ist der Standardfehler jener Faktor, welcher sich aus der Standardabweichung dividiert durch die Wurzel der Anzahl an Stichproben ergibt. Der Standardfehler wird bei wachsender Standardabweichung höher und bei steigendem Stichprobenumfang kleiner. Ist der Standardfehler kleiner, so stellt der Mittelwert eine präzisere Schätzung des Versuchs dar. Die gesamten Ergebnisse basieren auf der Auswertung von 15 Proben pro Standort bzw. 3 Proben pro Standpunkt, wodurch die Chance von höheren Abweichungen größer ist. Die mikrobielle Biomasse (Kohlenstoff) weist in LW1 z.B. eine Standardabweichung von $86,6\mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$ und einen Standardfehler von $38,7\mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$.

auf. Diese hohen Abweichungen sind zusätzlich auf die große Spannweite von Maximum ($197,64\mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$) und Minimum ($10,70\mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$) zurückzuführen. Solche großen Abweichungen können durch die Einflussfaktoren der Natur entstehen oder durch bestimmte Fehler während der Labortätigkeiten. Stickstoff ist aufgrund seiner Charakteristik sehr dynamisch und kann deshalb aufgrund der Probenbearbeitung verfälschte Werte aufweisen.

Ammonium

Ammoniumkonzentrationen sind im Durchschnitt in den Laubwäldern tendenziell geringfügig höher als in den Nadelwäldern. LW1 (Reinstwasser: $0,2997 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat: $0,5440 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$), LW2 (Reinstwasser: $0,2254 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat $0,3770 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$), NW1 (Reinstwasser: $0,1572 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat: $0,3770 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$) und NW2 (Reinstwasser: $0,2023 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat: $0,2832 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$) (Abb. 39). Allerdings wurden keine signifikanten Unterschiede ($p < 0,1$) zwischen den Standorten gefunden (Tabelle 4).

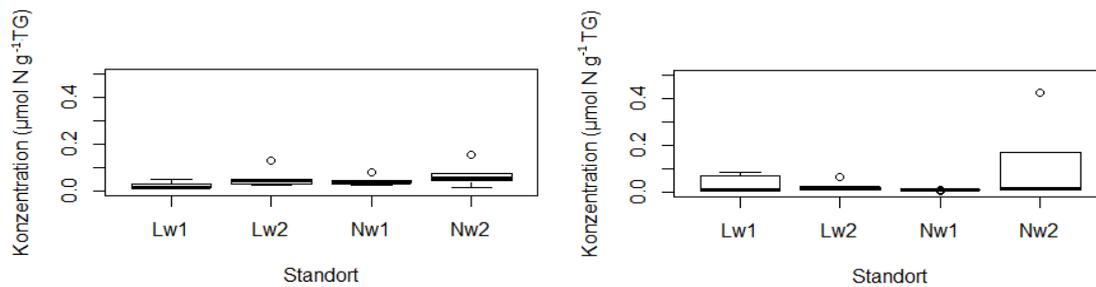


	Mittelwert	Stabw	Standarderror		Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1 MQ	0,2998	0,1845	0,0825	LW1 K_2SO_4	0,544	0,2075	0,0928
LW2 MQ	0,2254	0,1565	0,07	LW2 K_2SO_4	0,377	0,259	0,1158
NW1 MQ	0,1572	0,1586	0,0709	NW1 K_2SO_4	0,2616	0,0966	0,0432
NW2 MQ	0,2023	0,0825	0,0369	NW2 K_2SO_4	0,2832	0,1041	0,0465

Abbildung 39: Konzentrationen der Reinstwasser (links)- und Kaliumsulfatextrakte (rechts) von Ammonium; die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen, enthalten jeweils 25%. Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Ammoniumkonzentrationen. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. $n=15$

Nitrit

Nitrit ist jene Stickstoffform, welche an allen Standorten die geringste Konzentration aufwies. Bis auf vereinzelte Ausreißer lagen die gefundenen Konzentrationen an allen Standorten unter $0,1 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Abb. 40). Ebenso wie bei den Ammoniumkonzentrationen, wurden auch bei den Nitritkonzentrationen keine signifikanten Unterschiede zwischen den Standorten gefunden (Tabelle 4).



	Mittelwert	Stabw	Standarderror		Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1 MQ	0,0214	0,0158	0,0071	LW1 K ₂ SO ₄	0,0330	0,0395	0,0177
LW2 MQ	0,0535	0,0420	0,0188	LW2 K ₂ SO ₄	0,0231	0,0238	0,0106
NW1 MQ	0,0410	0,0213	0,0095	NW1 K ₂ SO ₄	0,0064	0,0032	0,0014
NW2 MQ	0,0673	0,0536	0,0240	NW2 K ₂ SO ₄	0,1244	0,1826	0,0817

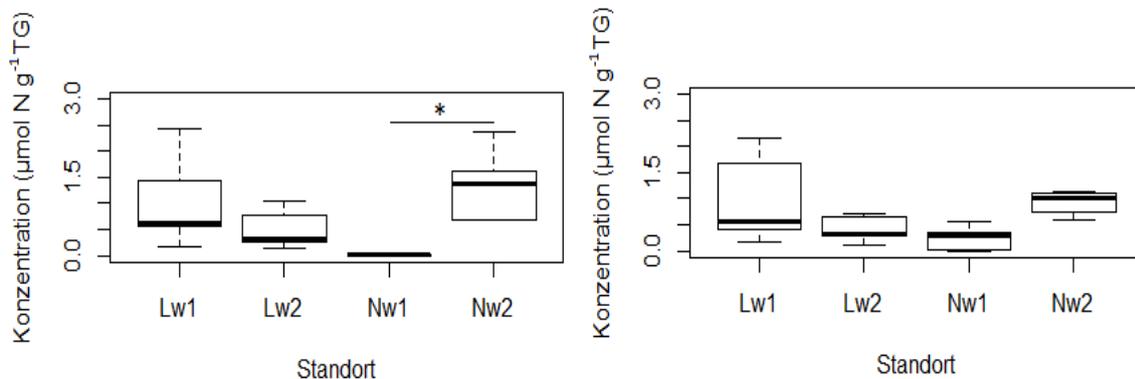
Abbildung 40: Konzentrationen der Reinstwasser (links)- und Kaliumsulfatextrakte (rechts) von Nitrit; die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol N g}^{-1}$ Trockengewicht(TG) dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen, enthalten jeweils 25%, Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Nitritkonzentrationen. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. n=15

Nitrat

In den Reinstwasserextrakten wurden leicht signifikante Unterschiede zwischen den Nitratkonzentrationen in NW1 und LW1 ($p < 0,1$) und hohe Unterschiede ($p < 0,05$) zwischen NW1- und NW2 ermittelt. In den Kaliumsulfatextrakten wurden keinerlei signifikante Unterschiede zwischen den Nitratkonzentrationen gefunden.

Die Nitratkonzentrationen des ersten Laubwaldstandortes sind insofern interessant, da hier das Minimum und das Maximum weit auseinanderlagen. Sowohl Reinstwasser- als auch Kaliumsulfatextrakte lagen zwischen $0,17 \mu\text{mol N g}^{-1}$ TG (Reinstwasser und Kaliumsulfat) und $2,4 \mu\text{mol N g}^{-1}$ TG (Reinstwasser) / $2,14 \mu\text{mol N g}^{-1}$ TG (Kaliumsulfat). LW2, welcher die Standpunkte LW6-LW10 inkludiert, wies etwas niedrigere Werte auf. Hier wurde kaum eine Konzentration von mehr als $1,0 \mu\text{mol N g}^{-1}$ TG erreicht. Im Gegensatz dazu steht der erste Nadelwaldstandort, welcher noch niedrigere bzw. nicht detektierbare Werte beinhaltete. Die Nitratkonzentrationen der Nadelwaldstandorte 6-10 lagen in den Reinstwasserextrakten zwischen $0,67$ und $2,3 \mu\text{mol N g}^{-1}$ TG und zwischen $0,59$ und $1,1 \mu\text{mol N g}^{-1}$ TG in den Kaliumsulfatextrakten.

Sieht man sich die gesamten Werte bzw. Mittelwerte an, so wird erkennbar, dass LW1-LW5 höhere Konzentrationen als LW6-LW10 aufwies. Hier lagen die Mittelwerte bei $1,0417 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Reinstwasserextrakten) und $0,9965 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Kaliumsulfatextrakten). In LW6-LW10 waren die Werte etwa um die Hälfte niedriger und erreichen $0,5155 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Reinstwasser) und $0,4103 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Kaliumsulfat). Von allen vier Standorten war NW1 der niedrigste mit $0,0103 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ bei Reinstwasserextrakten und $0,2482 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ bei den Kaliumsulfatextrakten. NW2 war von den Werten her dem ersten Laubwaldstandort ähnlicher. So wiesen hier die Mittelwerte von MQ eine Konzentration von $1,3463 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ und von Kaliumsulfat eine Konzentration von $0,9159 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ auf (Abb. 41).



	Mittelwert	Stabw	Standarderror		Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1 MQ	1,0416	0,8950	0,4002	LW1 K ₂ SO ₄	0,9965	0,8701	0,3891
LW2 MQ	0,5155	0,3818	0,1707	LW2 K ₂ SO ₄	0,4103	0,2485	0,1111
NW1 MQ	0,0062	0,0081	0,0036	NW1 K ₂ SO ₄	0,2482	0,2428	0,1086
NW2 MQ	1,3463	0,7115	0,3182	NW2 K ₂ SO ₄	0,9159	0,2325	0,1040

Abbildung 41: Konzentrationen der Reinstwasser (links)- und Kaliumsulfatextrakte (rechts) von Nitrat; die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol N g}^{-1} \text{ Trockengewicht(TG)}$ dar; die schwarze Linie zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen, enthalten jeweils 25%; Boxplots, welche mit * verbunden sind, deuten auf signifikante Unterschiede hin ($p < 0,01$). Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der analysierten Nitratlösungen der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. $n=15$.

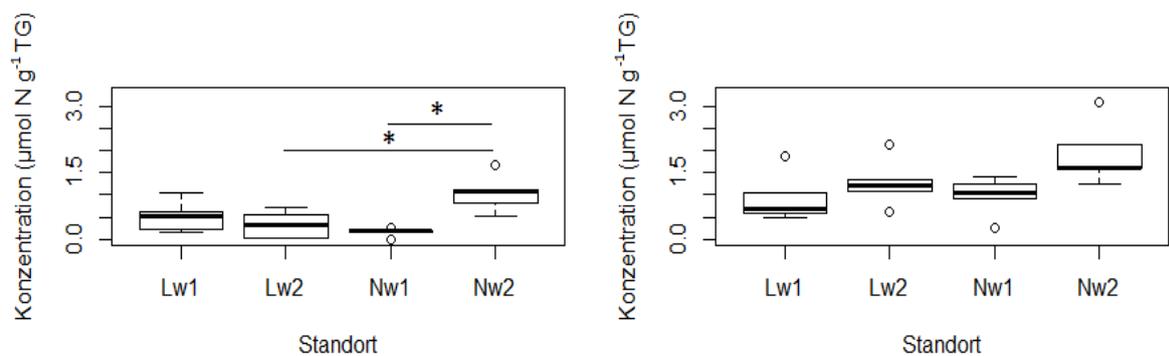
Gelöster organischer Stickstoff (DON)

Beim gelösten organischen Stickstoff wurden sowohl in Reinstwasser- als auch in Kaliumsulfatextrakten signifikante Unterschiede vorgefunden. NW1-LW1 ($p < 0,1$), NW2-

LW2 ($p < 0,05$) und NW1-NW2 ($p < 0,05$) waren jene Standorte der Reinstwasserextrakte, welche signifikante Unterschiede aufgewiesen haben. Bei den Kaliumulfatextrakten gab es zwei Gruppierungen, bei denen leicht signifikante Unterschiede ermittelt wurden: LW1-NW2 und NW1-NW2.

Konzentrationen von DON befinden sich in LW1 bei $0,233-1,056 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Reinstwasser) und $0,480 - 1,880 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ (Kaliumsulfat). Die Analysen ergaben bei den Mittelwerten $0,613 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ in den Reinstwasserextrakten und $0,935 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ bei den Kaliumsulfatextrakten. LW2 ist bei den Reinstwasserextrakten um $0,3 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ niedriger ($0,323 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$) und bei Kaliumsulfat um $0,3 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ ($1,280 \mu\text{mol}$) höher. Der erste Nadelwaldstandort war auch bei DON wieder am niedrigsten ausgefallen und hat bei NW7 z.B. gar keine Daten enthalten. Die Konzentrationen haben $0,156 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ bei Reinstwasser und $0,805 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ bei Kaliumsulfat erreicht. NW6-NW10 sind jene Standorte, welche im Durchschnitt den höchsten Anteil an gelöstem organischem Stickstoff hatten. Beide Mittelwerte ergaben hier eine Konzentration von über 1,0. (Reinstwasser= $1,034 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat= $1,948 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$).

(Abb. 42)



	Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1 MQ	0,5226	0,3570	0,1596
LW2 MQ	0,3224	0,3156	0,1411
NW1 MQ	0,1578	0,0966	0,0432
NW2 MQ	1,0344	0,4277	0,1913

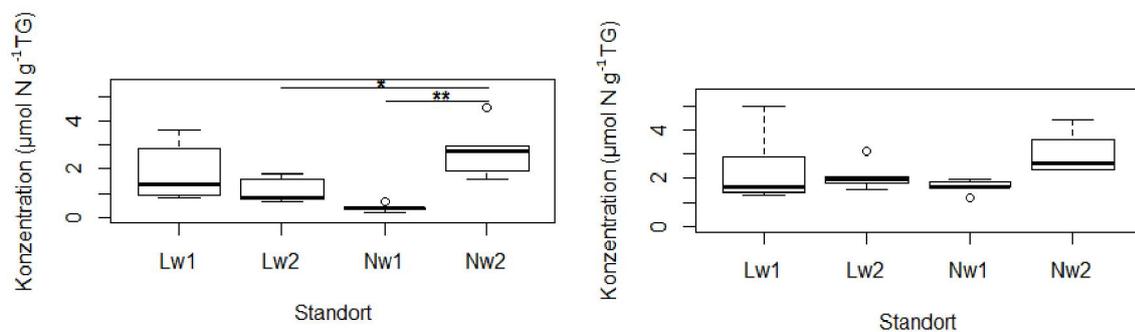
	Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1 K ₂ SO ₄	0,9350	0,5719	0,2558
LW2 K ₂ SO ₄	1,2802	0,5537	0,2476
NW1 K ₂ SO ₄	0,9768	0,4400	0,1968
NW2 K ₂ SO ₄	1,9482	0,7255	0,3244

Abbildung 42: Konzentrationen der Reinstwasser (links)- und Kaliumsulfatextrakte (rechts) von gelöstem organischem Stickstoff; die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen, enthalten jeweils 25%. Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Konzentration des gelösten organischen Stickstoffs. Boxplots, welche mit * verbunden sind, implizieren signifikante Unterschiede ($p < 0,01$). Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen

Gesamt gelöster Stickstoff (TDN)

Der post-hoc-Test ergab, dass auch beim gesamt gelösten Stickstoffs signifikante Unterschiede vorkommen. Hierbei wurden nur bei den Reinstwasserextrakten p-Werte von unter 0,1 berechnet. LW1 und NW1 waren jene Standorte, welche durch einen leichten signifikanten Unterschied gekennzeichnet sind. Im Gegensatz dazu stehen LW2-NW2 und NW1-NW2, welche hohe signifikante Unterschiede bezüglich der Auswirkung auf den Boden aufwiesen.

Auch beim TDN haben die Konzentrationen wieder ein ähnliches Schema gezeigt. So waren die Werte von NW2 (Reinstwasser: $2,769 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat: $3,085 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$) am höchsten, gefolgt von LW1 (Reinstwasser: $1,9149 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat: $2,4450 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$), LW2 (Reinstwasser: $1,1144 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$, Kaliumsulfat: $2,0887 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$) und NW1 (Reinstwasser: $0,3757 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$; Kaliumsulfat: $1,6745 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$). Während sich LW1 und LW2 bei den organischen Stickstoffpools relativ ähnlich waren, waren jene Werte des TDNs in LW1 höher als wie bei LW2 (Abb. 43).



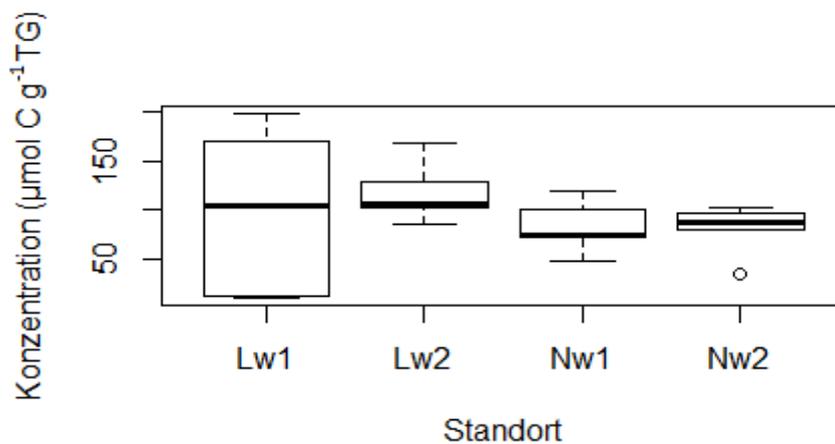
	Mittelwert	Stabw	Standarderror		Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1 MQ	1,9149	1,2549	0,5612	LW1 K ₂ SO ₄	2,445	1,5635	0,6992
LW2 MQ	1,1144	0,5333	0,2385	LW2 K ₂ SO ₄	2,0887	0,6096	0,2726
NW1 MQ	0,3757	0,1615	0,0722	NW1 K ₂ SO ₄	1,6745	0,2901	0,1297
NW2 MQ	2,7691	1,1596	0,5186	NW2 K ₂ SO ₄	3,0846	0,9322	0,4169

Abbildung 43: Konzentrationen der Reinstwasser (links)- und Kaliumsulfatextrakten (rechts) von gesamt gelöstem Stickstoff; die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen, enthalten jeweils 25%, Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Konzentration des gesamt gelösten Stickstoffs. Boxplots, welche mit * ($p < 0,01$) und ** ($p < 0,05$) verbunden sind, implizieren signifikante Unterschiede. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. n=15

Mikrobielle Biomasse

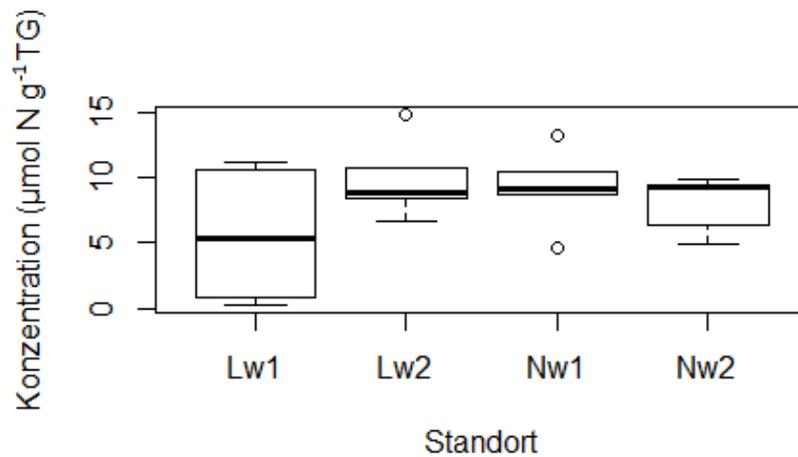
Stickstoff und Kohlenstoff, welche in der mikrobiellen Biomasse gebunden sind, wiesen keine signifikanten Unterschiede zwischen den Standorten auf ($p > 0,1$). Sieht man sich die mikrobielle Biomasse (Kohlenstoff) an, so erkennt man, dass die Konzentrationen der Laubwälder im Durchschnitt etwas höher als in den Nadelwäldern waren. Während Analysen in NW1 und NW2 $82,4140 \mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$ und $80,222 \mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$ ergaben, waren es in LW1 und LW2 bereits $98,8314 \mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$ und $117,6468 \mu\text{mol C g}^{-1} \text{ TG}$. (Abb. 44)

Die Mittelwerte der mikrobiellen Biomasse (Stickstoff) lagen bei $5,6222 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ in LW1, $9,9264 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ in LW2, $9,2442 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ in NW1 und $8,017 \mu\text{mol N g}^{-1} \text{ TG}$ in NW2 (Abb. 45).



	Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1	98,8314	86,6012	38,7292
LW2	117,6468	32,4459	14,5102
NW1	82,4140	27,8072	12,4358
NW2	80,2223	26,7166	11,9480

Abbildung 44 :Konzentrationen der mikrobiellen Biomasse (Kohlenstoff); die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol C g}^{-1}$ Trockengewicht (TG) dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen, beinhalten jeweils 25%, Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Konzentration der mikrobiellen Biomasse. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in den Tabellen stellen Mittelwerte, Standardabweichung und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. $n=15$



	Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1	5,6521	5,1756	2,3146
LW2	9,9264	3,0804	1,3776
NW1	9,2442	3,1536	1,4103
NW2	8,0168	2,2147	0,9905

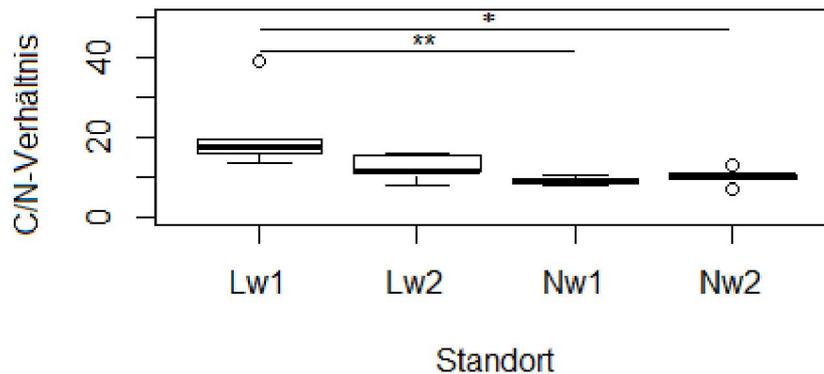
Abbildung 45: Konzentrationen der mikrobiellen Biomasse (Stickstoff); die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt die Konzentration in $\mu\text{mol N g}^{-1}$ Trockengewicht (TG) dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene über bzw. unter dem Median liegen, beinhalten jeweils 25%, Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Konzentration der mikrobiellen Biomasse. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. $n=15$

C/N-Verhältnis der mikrobiellen Biomasse

Auch beim Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis, welches durch die Relation der mikrobiellen Biomasse (Kohlenstoff) und mikrobiellen Biomasse 0 (Stickstoff) berechnet wurde, wurden signifikante Unterschiede gefunden. Zwischen LW1-NW1 und LW1- NW2 gab es hohe Unterschiede, zwischen den zwei Laubwaldstandorte gab es leicht signifikante Unterschiede. Auffallend ist, dass sich der erste Laubwaldstandort von allen anderen drei signifikant unterschied.

Das C/N-Verhältnis war an den Standpunkten von LW1-LW5 am höchsten (13,2-38,9), wobei ein C/N-Verhältnis von 39 im ersten Standort als deutlicher Ausreißer gekennzeichnet worden ist. Der zweite Laubwald war im Durchschnitt um einen Faktor von 9 geringer als der erste.

Verhältnisse von 7,9-15,7 ergaben einen Mittelwert von 12,3. Im Vergleich waren die Ergebnisse bei den Nadelwäldern geringer. Durch eine geringe Streuung von 7,8 bis 10,3 bei NW1 erhielt man einen Mittelwert von 9. NW2 hat ein Minimum von 7 und ein Maximum von 12,6, wodurch sich ein Durchschnitt von 9,8 ergibt (Abb. 46).



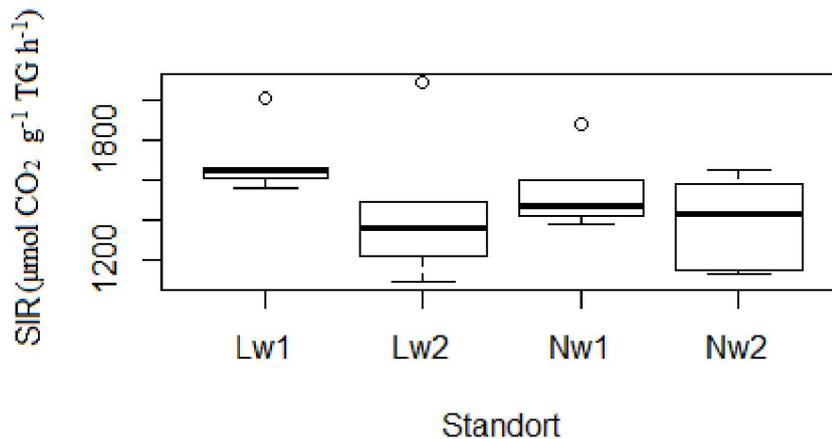
	Mittelwert	Stabw	Standarderror
LW1	21,0	10,3	4,6
LW2	12,3	3,2	1,4
NW1	9,0	1,0	0,4
NW2	9,9	2,0	0,9

Abbildung 46: C/N-Verhältnisse der mikrobiellen Biomasse; die x-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die y-Achse stellt das C/N Verhältnis dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Boxplot. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die unter bzw. über dem Median liegen beinhalten jeweils 25%, Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Konzentration des Verhältnisses. Boxplots welche mit * ($p < 0,01$) und ** ($p < 0,05$) verbunden sind, implizieren signifikante Unterschiede. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in den Tabellen stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. $n=15$. Als Angabe dient das Verhältnis 1:n; so beträgt der Mittelwert für LW (Laubwald1) z.B.: 1:21.

Substratinduzierte Respiration (SIR)

Die substratinduzierte Respiration, als ausgewähltes Maß für die mikrobielle Aktivität, lag an allen Standorten in einem Bereich von 1000-2000 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$. Mittelwerte

befanden sich in LW1 bei $1693,31 \mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$, in LW2 bei $1445,71 \mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$, in NW1 bei $1547,62 \mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$ und in NW2 bei $1382,59 \mu\text{mol CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$. Ebenso wie bei der mikrobiellen Biomasse, wurden auch bei der mikrobiellen Aktivität in Form der substratinduzierten Respiration keine signifikanten Unterschiede zwischen den einzelnen Standorten gefunden (Abb. 47).



	<i>Mittelwert</i>	<i>Stabw</i>	<i>Standarderror</i>
LW1	1693,31	176,51	78,94
LW2	1445,72	385,73	172,51
NW1	1547,61	202,67	90,64
NW2	1382,59	240,64	107,62

Abbildung 47: Substratinduzierte Respiration; die X-Achse beinhaltet die Standorte (Lw1=Laubwald1, Lw2=Laubwald2, Nw1=Nadelwald1, Nw2=Nadelwald2), die Y-Achse stellt die potentielle Respirationsrate in $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$ dar; die schwarze Linie in den Boxplots zeigt den Median. 50% der Werte liegen innerhalb der Boxplots; jene die über bzw. unter dem Median liegen, beinhalten jeweils 25%, Kreise zeigen obere und untere Ausreißer der Konzentration der substratinduzierten Respiration. Die oberen bzw. unteren Striche werden als Whiskers bzw. Fehlerbalken bezeichnet, welche das Maximum und Minimum der Ergebnisse zeigen. Werte in der Tabelle stellen Mittelwerte, Standardabweichungen und Standardfehler (Standarderror) der Standorte LW1, LW2, NW1 und NW2 dar. Einheiten in $\text{mg CO}_2 \text{ g}^{-1} \text{ TG h}^{-1}$. n=15

6.1 Die Ergebnisse im Überblick

	Wassergehalt	Trockenmasse	Nitrat		Nitrit		Ammonium	
			MQ	K ₂ SO ₄	MQ	K ₂ SO ₄	MQ	K ₂ SO ₄
LW 1	65,87	34,13	1,4278	1,6930	0,0120	0,0699	0,1617	0,4578
LW 2	52,8	47,2	2,4200	2,1494	0,0291	0,0821	0,5777	0,8874
LW 3	70,15	29,85	0,6266	0,5507	0,0115	0,0081	0,2184	0,5062
LW 4	77,54	22,46	0,1771	0,1714	0,0458	0,0029	0,3961	0,5377
LW 5	72,16	27,84	0,5567	0,4181	0,0086	0,0022	0,1449	0,3310
Mittelwert	67,704	32,296	1,0417	0,9965	0,0214	0,0330	0,2997	0,5440
LW 6	68,17	31,83	0,7707	0,6394	0,0244	0,0648	0,0607	0,1651
LW 7	64,33	35,67	1,0555	0,6981	0,0416	0,0163	0,1488	0,2513
LW 8	72,72	27,28	0,3241	0,3206	0,1266	0,0085	0,3228	0,3104
LW 9	72,58	27,42	0,2741	0,2760	0,0268	0,0073	0,4475	0,3327
LW 10	66,19	33,81	0,1530	0,1176	0,0483	0,0186	0,1473	0,8255
Mittelwert	68,798	31,202	0,5155	0,4103	0,0535	0,0231	0,2254	0,3770
NW 1	80,34	19,66	0,0081	0,3006	0,0220	0,0074	0,0747	0,4147
NW 2	82,9	17,1	0,0034	0,0015	0,0308	0,0063	0,4398	0,2447
NW 3	86,9	13,1	ND	0,3533	0,0330	0,0074	0,0703	0,2636
NW 4	73,61	26,29	0,0194	0,5731	0,0424	0,0011	0,1006	0,2376
NW 5	83,18	16,82	ND	0,0124	0,0769	0,0096	0,1006	0,1474
Mittelwert	81,386	18,594	0,0103	0,2482	0,0410	0,0064	0,1572	0,2616
NW 6	82,14	17,86	0,6846	0,5916	0,0451	0,1688	0,2506	0,1209
NW 7	72,44	27,56	2,3792	1,0083	0,0510	0,0136	0,2604	0,3251
NW 8	72,48	27,52	1,6113	1,1236	0,0759	0,0072	0,1491	0,2418
NW 9	56,04	43,96	1,3802	1,1000	0,0107	0,2097	0,0829	0,3789
NW 10	77,14	22,86	0,6764	0,7560	0,1536	0,0058	0,2687	0,3492
Mittelwert	72,048	27,952	1,3463	0,9159	0,0672	0,0810	0,2023	0,2832

Tabelle 2: Ergebnisse von Nitrat, Nitrit und Ammonium der Reinstwasser- (MQ) und Kaliumsulfatextrakte (K₂SO₄); Einheiten der drei Pools werden in N g⁻¹ TG (Trockengewicht) angegeben. Wassergehalt und Trockenmasse in % (Bearbeitung: Martin Hampl)

	SIR	TDN	MB(Stickstoff)	MB(Kohlenst)	C/N-Verhältnis	DON		
						MQ	K ₂ SO ₄	
LW 1	1560,25	2,8298	2,8910	10,5742	169,6234	16,04	1,056	0,480
LW 2	2002,15	3,6338	4,9985	11,2196	197,6314	17,61	0,632	1,880
LW 3	1652,26	1,3855	1,6335	5,3316	103,6043	19,43	0,529	0,568
LW 4	1645,69	0,7821	1,4042	0,3237	12,5944	38,91	0,163	0,692
LW 5	1606,21	0,9434	1,2976	0,8116	10,7037	13,19	0,233	1,055
Mittelwert	1693,31	1,9149	2,4450	5,6522	98,8314	21,04	0,613	0,935
LW 6	1482,88	1,5666	1,5013	8,4560	128,8669	15,24	0,711	0,632
LW 7	2083,12	1,8103	2,0644	10,7676	84,2566	7,83	0,564	1,082
LW 8	1213,91	0,7880	1,9458	8,8800	101,2305	11,40	0,027	1,332
LW 9	1090,65	0,7523	1,8195	6,7276	105,6653	15,71	0,004	1,204
LW 10	1358,02	0,6550	3,1125	14,8007	168,2145	11,37	0,306	2,151
Mittelwert	1445,71	1,1144	2,0887	9,9264	117,6468	12,31	0,323	1,280
NW 1	1593,49	0,2920	1,6453	13,2629	118,8257	8,96	0,187	0,923
NW 2	1420,04	0,3695	1,6567	8,6914	73,0127	8,40	ND	1,404
NW 3	1375,17	0,3497	1,8670	4,5796	47,2133	10,31	0,264	1,243
NW 4	1469,88	0,6457	1,9811	10,4947	100,7594	9,60	0,166	0,261
NW 5	1879,49	0,2216	1,2224	9,1924	72,2590	7,86	0,172	1,053
Mittelwert	1547,62	0,3757	1,6745	9,2442	82,4140	9,03	0,156	0,805
NW 6	1141,72	1,6010	2,3427	4,9848	35,0345	7,03	0,504	1,619
NW 7	1642,24	4,5725	4,4649	9,4734	96,5892	10,20	1,666	3,118
NW 8	1430,02	2,9805	2,6326	9,3380	86,5186	9,27	1,069	1,623
NW 9	1575,05	2,7695	3,6231	9,9505	102,7090	10,32	1,110	2,132
NW 10	1123,92	1,9219	2,3595	6,3373	80,2601	12,66	0,823	1,249
Mittelwert	1382,59	2,769	3,085	8,017	80,222	9,895	1,034	1,948

Tabelle 3 : Ergebnisse von substratinduzierter Respiration (SIR), gesamt gelöster Stickstoff (TDN), mikrobielle Biomasse (MB), C/N-Verhältnis und gelöster organischer Stickstoff (DON); die Einheiten der Pools werden in N g⁻¹ TG (Trockengewicht) angegeben; SIR in μmol N g⁻¹ TG h⁻¹, C/N-Verhältnis in 1:n (Bearbeitung: Martin Hampl)

In Tabelle 2 und 3 werden die gesamten Ergebnisse der Laboranalyse dargestellt. Für die Nitratpools der Nadelwälder 3 und 5 sind keine Daten vorhanden, da die Nitratkonzentrationen in diesen Böden unterhalb des Detektionsniveaus lagen. Die Ergebnisse wurden alle mittels der im Kapitel „Methoden“ angeführten Berechnungen ermittelt. Die Nitrat-, Nitrit- und Ammoniumpools wurden auf Basis der Regressionsgleichung der Standards berechnet, während andere Komponenten, wie mikrobielle Biomasse oder die substratinduzierte Respiration, auf Basis von vorgegebenen Formeln erhalten wurden.

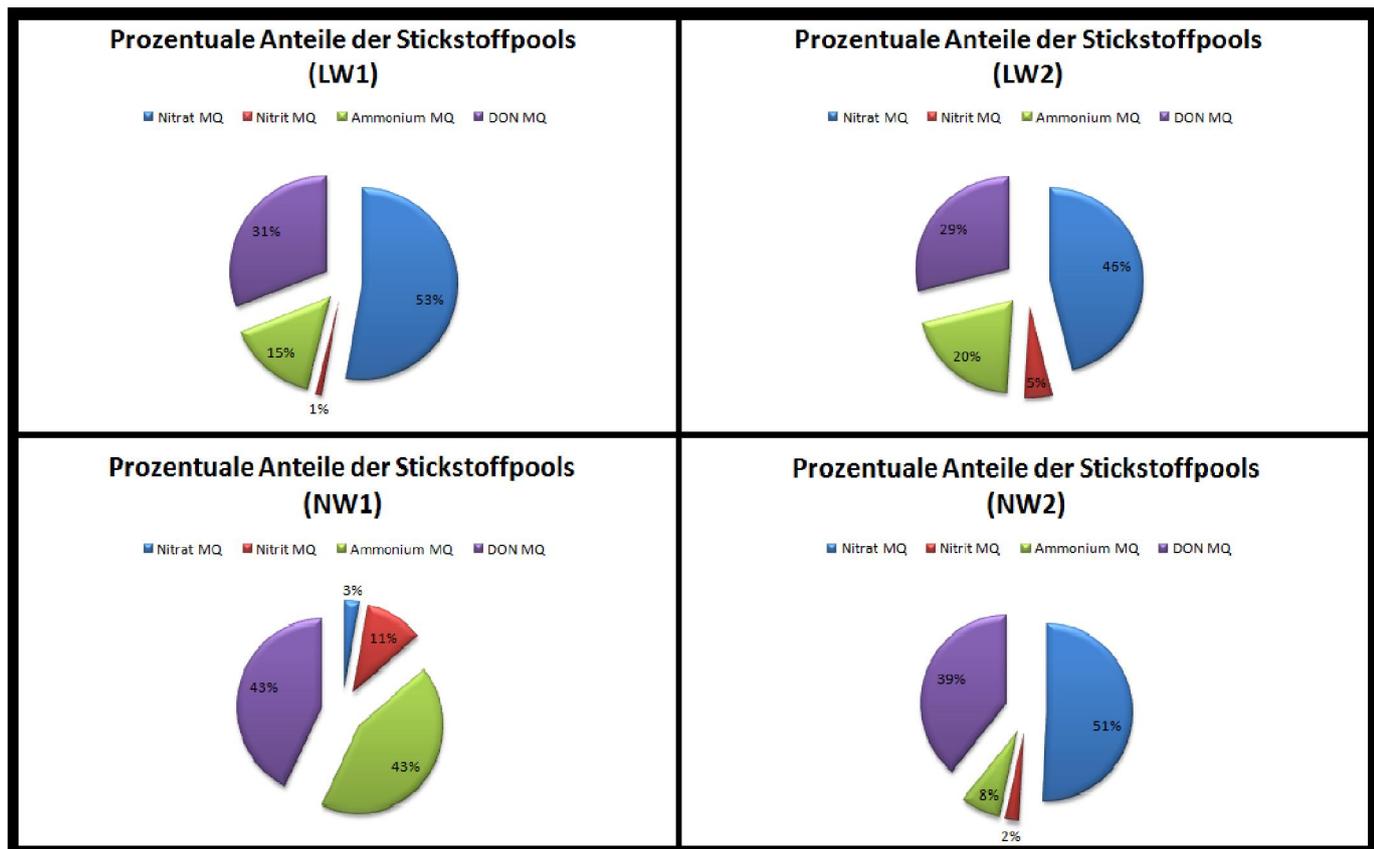


Abbildung 48 Prozentuale Anteile der Stickstoffpools für Reinstwasserextrakte (Bearbeitung: Martin Hampf)

Abbildung 48 stellt die prozentuale Zusammensetzung der Stickstoffpools für Nitrat, Nitrit, Ammonium und gelösten organischen Stickstoff in Reinstwasserextrakten dar. Die Nitratkonzentrationen dominieren sowohl in LW1 als auch in LW2 und NW2. Hierbei beträgt der Anteil nahezu 50%. Einzig und allein in NW1 beträgt die Nitratkonzentration nur 3%.

Der gelöste organische Stickstoff (DON) ist jener Pool, welcher in LW1, LW2 und NW2 den zweithöchsten Anteil bzw. in NW1 zusammen mit Ammonium den höchsten repräsentiert. (LW1: 31%, LW2: 29%, NW1: 43% und NW2: 39%).

Nitritkonzentrationen weisen in allen vier Standorten relativ geringe Werte auf und erreichen maximal 11% (NW1).

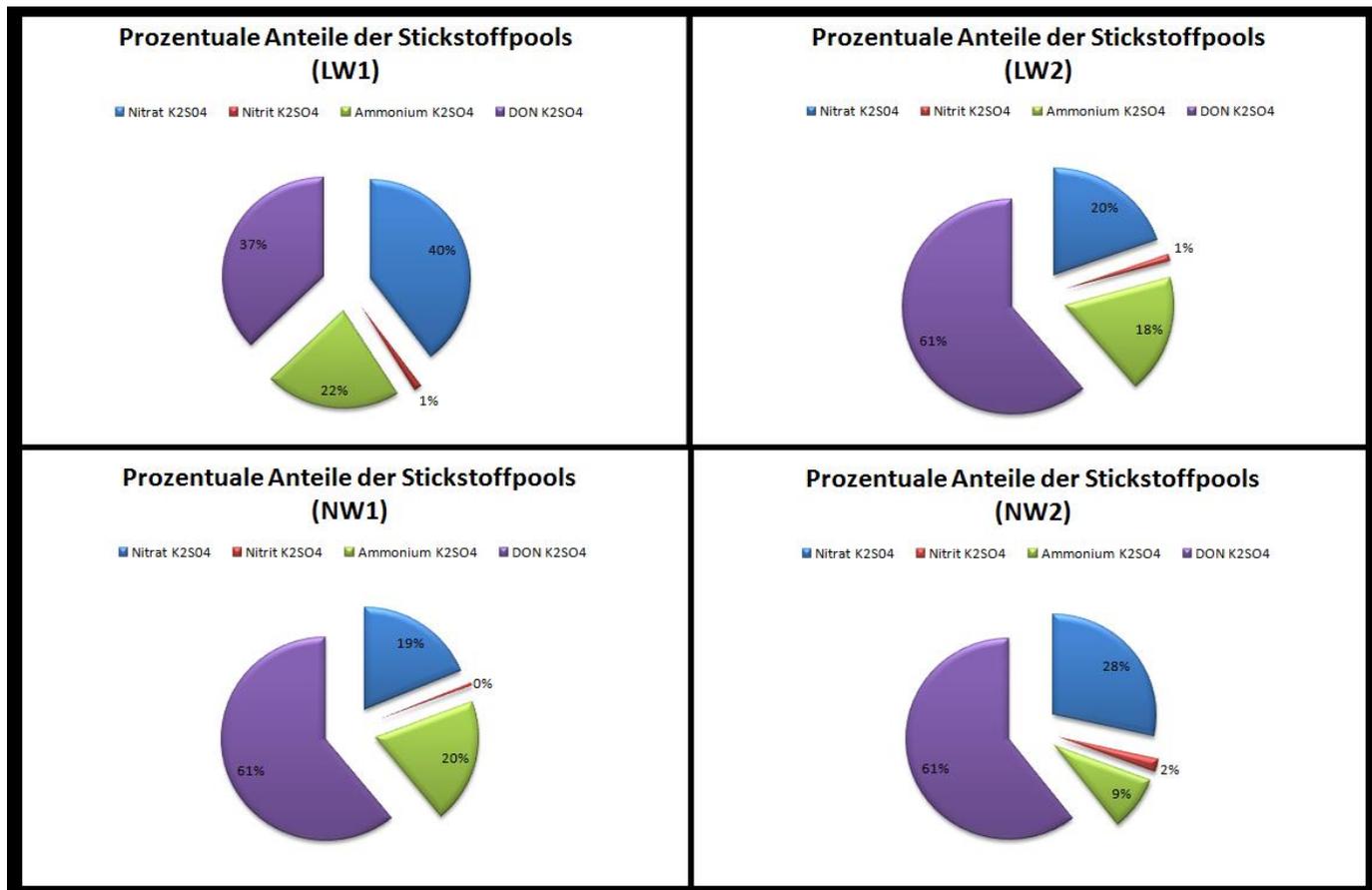


Abbildung 49 Prozentuale Anteile der Stickstoffpools für Kaliumsulfatextrakte (Bearbeitung: Martin Hampl)

Die Ergebnisse der Kaliumsulfatextrakte weisen an allen vier Standorten ein ähnliches Schema auf. Der gelöste organische Stickstoff ist, außer in LW1, in allen Untersuchungsgebieten der Pool mit der höchsten Konzentration. Hierbei liegen an allen drei Standorten die Anteile bei 61%. Nitrat ist in LW1 mit einem Prozentwert von 40% der höchste, gefolgt von DON mit 37%. Nitrat- und Ammoniumkonzentrationen sind bezüglich ihrer prozentualen Anteile in LW2 und NW1 relativ ähnlich.

Auch hier sind an allen Standorten die Nitritwerte sehr gering und erreichen nicht mehr als 2%.

Ammonium MQ	Ammonium K₂SO₄	Nitrit MQ	Nitrit K₂SO₄
Lw2-Lw1 0.861	Lw2-Lw1 0.480	Lw2-Lw1 0.522	Lw2-Lw1 0.998
Nw1-Lw1 0.461	Nw1-Lw1 0.102	Nw1-Lw1 0.830	Nw1-Lw1 0.969
Nw2-Lw1 0.738	Nw2-Lw1 0.143	Nw2-Lw1 0.234	Nw2-Lw1 0.441
Nw1-Lw2 0.888	Nw1-Lw2 0.745	Nw1-Lw2 0.947	Nw1-Lw2 0.991
Nw2-Lw2 0.994	Nw2-Lw2 0.843	Nw2-Lw2 0.932	Nw2-Lw2 0.355
Nw2-Nw1 0.963	Nw2-Nw1 0.997	Nw2-Nw1 0.674	Nw2-Nw1 0.235
Nitrat MQ	Nitrat K₂SO₄	DON MQ	DON K₂SO₄
Lw2-Lw1 0.528	Lw2-Lw1 0.258	Lw2-Lw1 0.763	Lw2-Lw1 0.785
<i>Nw1-Lw1 0.065</i>	Nw1-Lw1 0.106	Nw1-Lw1 0.317	Nw1-Lw1 0.999
Nw2-Lw1 0.853	Nw2-Lw1 0.993	<i>Nw2-Lw1 0.098</i>	<i>Nw2-Lw1 0.061</i>
Nw1-Lw2 0.554	Nw1-Lw2 0.950	Nw1-Lw2 0.851	Nw1-Lw2 0.841
Nw2-Lw2 0.171	Nw2-Lw2 0.377	<i>Nw2-Lw2 0.014</i>	Nw2-Lw2 0.302
<i>Nw2-Nw1 0.013</i>	Nw2-Nw1 0.168	<i>Nw2-Nw1 0.002</i>	<i>Nw2-Nw1 0.075</i>
TDN MQ	TDN K₂SO₄	MB(Stickstoff)	MB (Kohlenstoff)
Lw2-Lw1 0.512	Lw2-Lw1 0.936	Lw2-Lw1 0.270	Lw2-Lw1 0.932
<i>Nw1-Lw1 0.066</i>	Nw1-Lw1 0.602	Nw1-Lw1 0.412	Nw1-Lw1 0.953
Nw2-Lw1 0.458	Nw2-Lw1 0.728	Nw2-Lw1 0.725	Nw2-Lw1 0.934
Nw1-Lw2 0.576	Nw1-Lw2 0.905	Nw1-Lw2 0.990	Nw1-Lw2 0.687
<i>Nw2-Lw2 0.045</i>	Nw2-Lw2 0.394	Nw2-Lw2 0.832	Nw2-Lw2 0.646
<i>Nw2-Nw1 0.003</i>	Nw2-Nw1 0.140	Nw2-Nw1 0.947	Nw2-Nw1 0.999
C/N-Verhältnis	SIR		
<i>Lw2-Lw1 0.095</i>	Lw2-Lw1 0.470		
<i>Nw1-Lw1 0.01</i>	Nw1-Lw1 0.818		
<i>Nw2-Lw1 0.025</i>	Nw2-Lw1 0.283		
Nw1-Lw2 0.781	Nw1-Lw2 0.927		
Nw2-Lw2 0.897	Nw2-Lw2 0.980		
Nw2-Nw1 0.994	Nw2-Nw1 0.758		

Tabelle 4 zeigt die Ergebnisse der Varianzanalysen und der post-hoc-Tests; LW1-LW2 weist z.B. auf den Unterschied zwischen den Standorten Laubwald 1 und Laubwald 2 hin; blau markierte Werte weisen leichte signifikante Unterschiede ($p < 0.1$) auf; rot markierte zeigen, dass ein hoher signifikanter Unterschied ($p < 0.05$) zwischen den Standorten vorliegt.

7. Diskussion

Die ausgewählten Standorte haben sich, abgesehen von der Streu, vor allem durch die dominanten Baumarten voneinander unterschieden. Neben anderen Einflussfaktoren wie dem aktuellen Wassergehalt des Bodens und der Bodentemperatur kommt dem Alter und dem Bewuchs der Laub- und Nadelbaumstandorten die oberste Priorität in dieser verfassten Arbeit zu.

Das Alter und der Bewuchs des Waldbestandes sind entscheidende Einflussfaktoren. Jüngere Waldbestände, wie NW1, neigen zum Beispiel dazu, dass sie für ihren Aufbau vermehrt Stickstoffkomponenten aus dem Boden entnehmen. Auch das Pflanzenwachstum des Waldes verändert die Stickstoffpools im Boden deutlich. Erhöhte Mengen an Pflanzen an einem Standort bedeuten eine erhöhte Entnahme von Stickstoffkomponenten aus dem Boden.

Es ist schon seit langem bekannt, dass Laub und Nadeln unterschiedliche Effekte auf den Boden und daher auch auf den Stickstoffkreislauf haben. Dies kann auf die chemische Zusammensetzung von Nadeln und Laub zurückzuführen sein (vgl. Mueller K. et al. 2012: 1463). Verändert sich die Streu, so verändern sich auch unterschiedliche Mechanismen, wie z.B. die Nährstoffverfügbarkeit oder –umsatzraten im Boden (vgl. Fernandez-Alonso M.J. et al. 2018: 201). Diese unterschiedlichen chemischen Auswirkungen sind jedoch in dieser Masterarbeit nicht genauer untersucht worden.

Die Unterschiede beziehen sich hierbei vor allem auf die Prozesse und Pools des Stickstoffs. So erfolgen signifikante Abweichungen in den Werten von Nitrat, gelösten organischen Stickstoff, im gesamten gelösten Stickstoff und dem C/N-Verhältnis.

7.1.1 Auswirkung auf Nitrat

Die Prozesse, welche Nitrat prägen, sind unter anderem die Nitrifizierung und die Mineralisation. Die Nitrifizierung ist die Umwandlung von Ammonium über Nitrit zu Nitrat. Mineralisationen sind jene Prozesse, welche die Umwandlung von organischen in anorganische Komponenten beinhaltet.

Dass in den analysierten Proben, LW 1 und NW2 niedrigere Ammonium und erhöhte Nitratwerte gemessen worden sind, deutet auf eine höhere Umwandlung von Ammonium zu

Nitrat, d.h. eine hohe Nitrifizierungsrate hin. Neben der zusätzlichen Laubstreu, welche in NW2 vorgefunden worden ist, kann dies auch an den alten Fichtenbeständen des Standortes liegen. In temperierten Zonen können Böden von älteren Fichtenstandorten deutlich höhere Nitrifizierungsraten aufweisen, als an Eichen- oder Buchenstandorten (vgl. Brüggemann N. et al. 2005: 305). Die sehr geringen Nitratkonzentrationen in NW1 können darauf zurückzuführen sein, dass in NW1 viel mehr Fichten als in NW2 wachsen, die in Summe größere Mengen an Stickstoff aufnehmen. Ein höherer Stickstoffbedarf, im Vergleich zu weniger dicht bewachsenen Standorten, würde daher zu einer geringeren Konzentration an verfügbarem Bodennitrat führen. Unterschiedlich dichter Bewuchs könnte auch die Ursache für die unterschiedlichen Nitratkonzentrationen in LW1 und LW2 sein. LW1 ist jener Standort, welcher keinen bis geringen Unterwuchs aufgewiesen hat. Im Vergleich dazu steht LW2, welcher großflächig von Springkraut und Waldmeister bedeckt war. Die Nitratkonzentration ist in LW1 doppelt so hoch wie in LW2.

Zusätzlich spielt das Alter der Waldbestände eine enorme Rolle für die Konzentrationen der Stickstoffpools in den Böden. LW1, LW2 und NW2 sind im Vergleich zu NW1 die älteren Waldbestände. Die Nadelwaldstandpunkte 1-5 sind ein relativ junger Waldbestand, was sich in den Konzentrationen der Stickstoffpools zeigen kann. Jüngere Bäume neigen dazu, für ihren eigenen Aufbau mehr Nährstoffe aus dem Boden zu nehmen. So könnte dies zusätzlich die niedrigen Anteile an Stickstoffpools in NW1 erklären, weil dieser relativ jung ist und z.B. sehr geringe Nitrat- und Ammoniumkonzentrationen in der oberen Bodenschicht aufweist (vgl. Hackl E. et al 2003: 9).

Bereits nach Müller E. . (2012) wird verdeutlicht, dass Abweichungen zwischen Laub- und Nadelwaldböden vorliegen. So wurden in Laubwäldern Mineralisationsraten gefunden, welche 400% höher waren als jene von Nadelwäldern. Jedoch gab es auch Laubwälder, welche zum Teil geringere Konzentrationen von Nitrat und gesamt gelösten Stickstoff als Nadelwälder aufwiesen. Es wird vermutet, dass Böden des Laubwaldes höhere Stickstoffverfügbarkeiten wegen erhöhter Stickstoffmineralisation haben. Wie aber die Konzentrationen der Nitratpools im Wienerwald zeigen, sind neben den beiden Laubwaldstandorten auch erhöhte Werte in NW2 gefunden worden.

Ein Grund für die Ähnlichkeiten sind mehrere interne und externe Faktoren, welche die Kreisläufe zusätzlich noch beeinflussen. Aber auch die Kompensation durch limitierende Faktoren, wie Lignin und Phenol in der Streu, und begünstigende Faktoren, wie erhöhte

Nährstoffe in Laubblättern, können Similaritäten zwischen Nadel- und Laubwäldern herbeiführen(vgl. Müller K. E. et al 2012: 1463 ff.).

7.1.2 Auswirkung auf gelösten organischen und gesamt gelösten Stickstoff

Der gelöste organische Stickstoff ist vor allem im zweiten Nadelwaldstandort sehr interessant. An diesem Standort waren die Konzentrationen am höchsten und wiesen zu allen anderen Standorten signifikante Unterschiede auf. Dieser Stickstoffpool ergibt sich aus der Differenz des gesamt gelösten Stickstoffs und den anorganischen Pools (Nitrat, Nitrit und Ammonium).

Der gesamt gelöste Stickstoff, welcher sich aus den gelösten organischen und anorganischen Anteilen zusammensetzt, hat auch zwischen Laub- und Nadelwäldern signifikante Unterschiede aufgewiesen. Dieser Stickstoffpool beinhaltet anorganische Verbindungen (Ammonium, Nitrat und Nitrit) und auch organische Verbindungen(DON), wie z.B. Aminosäuren und Proteine. Aber auch bei den Pools des gesamt gelösten Stickstoffs ergibt sich wieder ein ähnliches Schema, da sich dies eigentlich aus den Einflussfaktoren von DON, Ammonium, Nitrit und Nitrat zusammensetzt. NW2 ist am höchsten, gefolgt von LW1, LW2 und NW1. Jedoch ist auch hier der Bewuchs durch Pflanzen bzw. das Alter des Waldbestandes wieder ein entscheidender Faktor für die DON- und TDN-Konzentrationen.

NW1 weist sowohl bei den Konzentrationen von gesamt gelöstem Stickstoff als auch bei gelöstem organischem Stickstoff geringere Werte auf. Dies könnte wiederum durch das Alter des Standorts zu erklären sein, da jüngere Fichten höhere Mengen an Stickstoff aus dem Boden aufnehmen. Der unterschiedliche Unterwuchs der Standorte spiegelt sich generell in den Konzentrationen des gesamt gelösten Stickstoffes wider. LW1, welcher keinen Unterwuchsaufweist, hat höhere Konzentrationen an TDN als LW2, jener Standort mit Bewuchs.

7.1.3C/N-Verhältnis

Das C/N-Verhältnis, welches die Relation der mikrobiellen Biomasse von C und N darstellt, zeigt ebenfalls signifikante Unterschiede zwischen Laub- und Nadelwäldern. Allein durch die Ergebnistabelle (*Tab.3*) wird verdeutlicht, dass das C/N-Verhältnis in Laubwäldern im

Durchschnitt höher ist als in Nadelwäldern. Je geringer dieses Verhältnis ist, desto mehr Stickstoff sollte zur Verfügung stehen. Das Verhältnis von Kohlenstoff und Stickstoff ist ein Maß dafür, ob die Bodenmikroorganismen eher Kohlenstoff- oder Stickstoff-limitiert sind. Höhere C/N-Verhältnisse kommen vor allem in LW1 vor, da hier deutlich mehr Kohlenstoff als Stickstoff in der mikrobiellen Biomasse gebunden ist.

Kohlenstoff und Stickstoff sind jene Elemente, welche mit der Zusammensetzung der Streu eine hohe Wechselwirkung aufweisen (vgl. Agren G.I. et al 2013: 312). Wieso jedoch das C/N-Verhältnis in Böden von Nadelwäldern geringer ist, könnte mit dem Verhältnis, welches direkt in der Streu vorliegt, zusammenhängen. Blätter von Laubwäldern können ein höheres C/N-Verhältnis aufweisen als Nadeln. Wie jedoch dieses Verhältnis im Boden umgesetzt wird, ist fraglich (vgl. Fernandez-Alonso M.J. 2018: 203).

7.2 Andere externe und interne Einflussfaktoren

Neben der Streu von Laub- und Nadelbäumen gibt es eine Vielzahl an Faktoren, welche die Stickstoffpools und mikrobiellen Aktivitäten der Waldböden beeinflussen können.

Trockenmasse und Wassergehalt

In dieser Studie wurde ein schwacher Zusammenhang zwischen dem aktuellen Wassergehalt der Böden und den Nitrat-, Ammonium-, DON- und TDN-Werten ersichtlich. Nadelwälder tendieren dazu, dass sie, vor allem während der Winterzeit, mehr Wasser aus dem Boden absorbieren und folglich für geringere Wassergehalte in den umliegenden Böden sorgen (vgl. Nisbet T. 2005: 2). Die erhöhte Aufnahme des Wassers könnte mitunter ein Grund für die unterschiedlichen Wassergehalte im Boden sein. NW1 hat im Durchschnitt nur einen Wassergehalt von 18,59%, NW 2 jedoch 27,95%(siehe Tabelle 2).NW1 ist vor allem dadurch gekennzeichnet, dass dort viel mehr Fichten vorzufinden sind als in NW2. Durch die erhöhte Anzahl an Bäumen, erfolgt dadurch auch eine vermehrte Aufnahme von Wasser, als Folge der Transpiration. Die Transpiration ist bei Pflanzen ein Prozess, bei welchem Wasser über die Blätter verdunstet wird. Um die Transpiration zu gewährleisten, muss das Wasser aus dem Boden entnommen werden. An einem Standort mit einer höheren Anzahl an Bäumen sollte folglich auch die Transpiration erhöht sein, wodurch die großen Abweichungen bezüglich des aktuellen Bodenwassergehalts erklärt werden könnten. Die ausgewählten Laubwaldstandorte, welche eine geringere Anzahl an Bäumen wie NW1 aufwiesen, hatten hingegen mit 32,29% und 31,20% einen höheren Bodenwassergehalt als Nadelwälder.

Temperatur

Die Bodentemperatur ist ein Faktor, welcher die Nährstoffumwandlung im Boden beeinflussen kann. Die Temperatur setzt sich hierbei aus internen und externen Faktoren zusammen. Extern ist die einfallende Sonneneinstrahlung und wie sehr die Oberfläche von dieser Strahlung geschützt wird. Intern sind die dadurch entstehenden Wärmeflüsse innerhalb des Bodens und die daraus folgenden Wechselwirkungen zwischen Boden und Atmosphäre (vgl. Mang B. 2018:35).

Nitrifizierende Prozesse laufen am besten bei einer Temperatur von 25-35°C ab. In tropischen Böden liegen diese Temperaturen zwischen 35 und 50°C (vgl. Haynes R. 1986: 140). Auch in temperierten Klimazonen deuten erhöhte Temperaturen auf eine Steigerung der Mineralisation, also der Bildung von anorganischen Komponenten, hin. Geringere

Temperaturen können jedoch zu einer Hemmung der mikrobiellen Aktivität führen (vgl. Bagherzadeh A. et al. 2008: 37). In der vorliegenden Studie wurden aktuelle Bodentemperaturen jedoch nicht gemessen, da es primär um einen direkten Vergleich der vier Standorte ging. Die Bodenproben wurden alle am selben Tag in einem Umkreis von weniger als 1 km² entnommen. Dadurch wurde angenommen, dass es zwischen den einzelnen Standorten keine signifikanten Unterschiede in der Bodentemperatur gegeben hat.

Dichte des Unterwuchses und pH-Wert

Der Bewuchs von den einzelnen Standorten kann insofern Einwirkungen auf die Stickstoffkreisläufe haben, da diese den Boden vor der einfallenden Insolation abschirmen. Alle Standorte, außer NW1 und LW1, waren von Sauerklee, Waldmeister und Springkraut bedeckt. Der Einflussfaktor Unterwuchs betrifft daher nur die Standorte von LW2 und NW2.

Sowohl Waldmeister als auch Sauerklee sind Säurezeiger. Dies bedeutet, dass der Boden auf welchen sie wachsen, dadurch geprägt ist einen niedrigen pH-Wert zu haben. Dies trifft bei LW2 und NW2 besonders zu, da die gesamten Standpunkte durch einen sehr sauren Boden (pH~ 4) gekennzeichnet sind. Folglich begünstigt der Boden das Heranwachsen von Säurezeigern, wie Sauerklee und Waldmeister (vgl. Dietiker F. et al. 2009:103). Springkraut ist zusätzlich ein Zeiger für Stickstoff (vgl. N.N. 2012: 1). Springkraut ist vor allem vermehrt in NW2 vorgefunden worden. Dies sind jene Standorte, welche in den Konzentrationen von Nitrat, gesamt gelösten Stickstoff und gelöstem organischem Stickstoff die höheren Werte aufgewiesen haben.

8. Zusammenfassung

Der Stickstoffkreislauf im Boden ist ein System, welches durch viele Einflussfaktoren verändert und beeinflusst werden kann. Innerhalb eines Standorts wirken sich nicht nur die Vegetation, sondern auch andere Faktoren auf diese Komponenten aus. So erfolgt neben dem Streueintrag auch durch Temperatur, pH-Wert oder durch das Alter des Waldbestandes ein Einfluss auf die Stickstoffpools.

Forschungsfrage:

Welchen Einfluss haben kleinräumige Unterschiede im Baumbewuchs (Fichtenwald vs. Buchenwald) auf die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools und mikrobiellen Aktivitäten im Boden?

Durch die Probenahme, die Analysen und die statistischen Auswertungen wurde verdeutlicht, dass ein Unterschied zwischen den Standorten und deren Auswirkungen auf den Bodenvorliegen kann. Dies hängt jedoch davon ab, ob die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools oder die mikrobielle Fraktionen betrachtet werden. Sieht man sich die analysierten Komponenten der mikrobiellen Biomasse an, welche Kohlenstoff und Stickstoff gebunden hat, so sind hier, obwohl die mikrobielle Biomasse (Kohlenstoff) in Laubwäldern leicht erhöht ist, keine signifikanten Unterschiede zu entdecken gewesen. Auch bei der substratinduzierten Respiration sind keine auffallenden Differenzen zum Vorschein gekommen. Einzig und allein das C/N-Verhältnis der mikrobiellen Biomasse wies signifikante Unterschiede zwischen den Laub- und Nadelwäldern auf.

Die Komponenten Nitrat, Nitrit und Ammonium sind jene, welche anorganisch und für die Pflanzen verfügbar sind. In Nitrit und Ammonium wurden keine signifikanten Unterschiede festgestellt. Die Konzentrationen von Nitrit waren im Gesamten betrachtet sehr gering. Einzig in Nitrat erfolgte eine leichte signifikante Differenz zwischen Nadel- und Laubwäldern.

Der gelöste organische Stickstoff zeigte ebenfalls Unterscheidungen zwischen Laub- und Nadelwäldern auf.

Auch der gesamtgelöste Stickstoff wies bei den statistischen Analysen einen sehr geringen p-Wert auf.

Das Alter des Waldbestands und der unterschiedliche Bewuchs der Standorte haben verschiedene Auswirkungen auf die Stickstoffpools. Betrachtet man NW1, so ist dieser ein relativ junger Fichtenstandort. Jüngere Fichtenbäume sind dafür bekannt, dass sie höhere

Mengen an Nährstoffe aus dem Boden entnehmen. Dadurch können die geringen Konzentrationen an Stickstoffpools in NW1 erklärt werden.

Zusätzlich liegen auch Abweichungen im Unterwuchs der Standorte vor. LW1 war jener Laubwaldstandort, welcher durch keinen bzw. sehr geringen Pflanzenbewuchs gekennzeichnet war. LW1-LW5 wies höhere Nitrat-, Ammonium und TDN-Konzentrationen als LW6-LW10 auf. Dies liegt womöglich daran, da der zweite Laubwaldstandort von einer größeren Fläche an Unterwuchs bedeckt war. Pflanzen wie Springkraut oder Waldmeister beeinflussen die Stickstoffpools in den Böden insofern, da sie für ihren eigenen Gebrauch vermehrt Stickstoff in Form von Nitrat und Ammonium aufnehmen bzw. dem Boden entnehmen.

Im Labor wurden die mikrobielle Biomasse (Kohlenstoff und Stickstoff) und die substratinduzierte Respiration analysiert. Beide Faktoren wiesen zwischen den gesamten Standorten keine signifikanten Unterschiede auf. Sieht man sich die Konzentrationen der anorganischen Fraktionen an, so kann man beobachten, dass die Prozesse jedoch unterschiedlich schnell ablaufen konnten. Niedrigere Ammonium- und höhere Nitratkonzentrationen können auf eine schnellere Oxidation von Ammonium zu Nitrat hindeuten. Dementsprechend würden in LW1, LW2 und NW2 höhere Nitrifizierungsraten vorliegen als in NW1. Für eine vertiefende Studie wäre es daher vorteilhaft, auch die Umsetzungsraten (Mineralisation und Nitrifizierung) zu bestimmen.

Die gesamten Ergebnisse deuten zum Teil darauf hin, dass Standorte von Nadel- und Laubwälder tatsächlich unterschiedliche Auswirkungen auf die Stickstoffpools des Bodens haben. Da die Böden sehr dicht von Streu bedeckt waren, kann dies ebenfalls Auswirkungen auf die Stickstoffpools haben. Durch die unterschiedliche chemische Zusammensetzung der Streu kann im Boden eine Veränderung des Kreislaufs erfolgen. Wie jedoch dieser Einfluss auf die Bodenaktivität erfolgt, wurde nicht in der Analyse behandelt.

Die Standorte von Nadel- und Laubwälder wirken sich daher unterschiedlich auf die Stickstoffpools des Bodens aus. Wobei sich die Differenzen in der mikrobiellen Aktivität relativ gering gehalten haben bzw. nicht signifikant waren. Hinsichtlich der pflanzenverfügbaren Stickstoffpools waren jedoch Unterschiede zu erkennen.

Welche weiteren Faktoren könnten an den gewählten Standorten einen weiteren Einfluss auf die pflanzenverfügbaren Stickstoffpools und mikrobielle Aktivitäten im Boden haben?

In einem Waldökosystem gibt es neben Pflanzen noch eine Vielzahl an unterschiedlichen Komponenten, welche Einfluss auf die Kreisläufe des Bodens haben.

Die Standorte unterscheiden sich unter anderem durch den Wassergehalt des Bodens. LW1, LW2 und NW2 haben, im Vergleich zu NW1, einen deutlich höheren Wassergehalt aufgewiesen. Ein geringerer Wassergehalt kann die Aktivitäten im Boden deutlich verringern, was die niedrigen Konzentrationen von NW1 erklären könnte. Jüngere Fichtenwaldstandorte, so wie NW1-NW5, neigen zusätzlich dazu, dass sie mehr Wasser und Nährstoffe aus dem Boden aufnehmen. Generell sind Nadelwälder dafür bekannt, dass sie mehr Wasser aus dem Boden benötigen als Laubwälder. Die erhöhte Anzahl an Bäumen bedeutet aber zusätzlich auch eine erhöhte Transpiration, wodurch mehr Wasser aus dem Boden aufgenommen wird.

Hypothesen:

Die ausgewählten Laub- und Nadelwaldböden des Wienerwaldes unterscheiden sich hinsichtlich der Zusammensetzung ihrer Stickstoffpools.

Laub- und Nadelwaldböden weisen signifikante Unterschiede in den Konzentrationen von pflanzenverfügbaren Stickstoffformen, und somit in der Zusammensetzung der Stickstoffpools auf. Nitrat, DON, TDN und das C/N-Verhältnis deuten auf differenzierende Werte zwischen Laub- und Nadelwaldstandorten hin.

Die ausgewählten Laub- und Nadelwaldböden des Wienerwaldes weisen hinsichtlich ihrer mikrobiellen Aktivität Differenzen auf.

Bezüglich mikrobieller Biomasse und substratinduzierter Respiration wurden keine signifikanten Unterschiede zwischen Laub- und Nadelwaldböden gefunden. Dennoch lassen die unterschiedlichen Werte an Nitrat, Nitrit und Ammonium auf unterschiedliche Mineralisations- und Nitrifizierungsraten vermuten.

9. Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1 Geologie des Wienerwaldes	5
Abbildung 2 Waldtypenkarte von Österreich	9
Abbildung 3 Buchen- und Fichtenwälder des Wienerwaldes	10
Abbildung 4 Stickstoffvorkommen auf der Erde	12
Abbildung 5 Input und Output des Stickstoffkreislaufes	14
Abbildung 6 Stickstoffkreislauf	17
Abbildung 7 Prozesse des Stickstoffkreislaufs	23
Abbildung 8 Nitratkonzentration von Böden mit und ohne Bewuchs	26
Abbildung 9 Standorte der Laub- und Nadelwaldproben	30
Abbildung 10 Laubwaldstandort 1	30
Abbildung 11 Laubwald 1	31
Abbildung 12 Laubwald 2	31
Abbildung 13 Laubwald 3	31
Abbildung 14 Laubwald 4	32
Abbildung 15 Laubwald 5	32
Abbildung 16 Laubwaldstandort 2	32
Abbildung 17 Laubwald 6	33
Abbildung 18 Laubwald 7	33
Abbildung 19 Laubwald 8	33
Abbildung 20 Laubwald 9	34
Abbildung 21 Laubwald 10	34
Abbildung 22 Nadelwaldstandort 1	35
Abbildung 23 Nadelwald 1	35
Abbildung 24 Nadelwald 2	36
Abbildung 25 Nadelwald 3	36
Abbildung 26 Nadelwald 4	36
Abbildung 27 Nadelwald 5	37

Abbildung 28 Nadelwaldstandort 2	37
Abbildung 29 Nadelwald 6	38
Abbildung 30 Nadelwald 7	38
Abbildung 31 Nadelwald 8	38
Abbildung 32 Nadelwald 9	39
Abbildung 33 Nadelwald 10	39
Abbildung 34 Filtrieren der Proben	40
Abbildung 35: Mikrotiterplatte	42
Abbildung 36: Kalibrierungskurve am Beispiel Ammonium	43
Abbildung 37 TOC-Analyser	45
Abbildung 38 Titration der Lösung	47
Abbildung 39 Ammoniumkonzentration	50
Abbildung 40 Nitritkonzentration	51
Abbildung 41 Nitratkonzentration	52
Abbildung 42 Konzentration des gelösten organischen Stickstoffs	53
Abbildung 43 Konzentration des gesamt gelösten Stickstoffs	54
Abbildung 44 Konzentration der mikrobiellen Biomasse (Stickstoff)	55
Abbildung 45 Konzentration der mikrobiellen Biomasse (Kohlenstoff)	56
Abbildung 46 Ergebnisse der C/N-Verhältnisse	57
Abbildung 47 Konzentration der substratinduzierten Respiration	58
Abbildung 48 Prozentuale Anteile der Stickstoffpools für Reinstwasserextrakte	60
Abbildung 49 Prozentuale Anteile der Stickstoffpools für Kaliumsulfatextrakte	61

10.Tabellenverzeichnis

Tabelle 1 Prozesse des Stickstoffkreislaufs	23
Tabelle 2 Ergebnisse von Nitrat, Nitrit und Ammonium	59
Tabelle 3 Ergebnisse von SIR, TDN, MB, C/N und DON	59
Tabelle 4 Ergebnisse der Varianzanalysen und post-hoc-Tests	62

11.Literaturverzeichnis

Agren G.I. et al.(2013): Estimating the critical N:C from litter decomposition data and its relation to soil organic matter stoichiometry; *Soil Biology and Biochemistry* 67:312-318.

Alfaro M. et al. (2018): Ammonia and nitrous oxide emissions as affected by nitrification and urease inhibitors; *Journal of Soil Science and Plant Nutrition*: 479-486.

Anderson K.J. und Downing J.A. (2006): Dry and wet atmospheric deposition of nitrogen, phosphorus and silicon in an agricultural region. *Water, air, and soil pollution* 176: 351-374.

Bagherzadeh A. et al. (2008): Temperature dependence of nitrogen mineralization and microbial status in OH horizon of a temperate forest ecosystem; *Journal of Forestry Research* 19:37-43.

Bancroft K. et al. (1979): Toxicity of NO₂: Effect of Nitrite on Microbial Activity in an Acid Soil; *Applied and environmental microbiology*: 940-944.

Blanck E. (1931): *Handbuch der Bodenlehre. Die Maßnahmen zur Kultivierung des Bodens.*-Universität Göttingen.

Böhme C. (2013): *Düngemittel aus der Luft gegriffen.*-BASF .

Bothe H. et al. (2007): *Biology of Nitrogen Cycle.*-Amsterdam.

Bundesforschungs- und Ausbildungszentrum für Wald, Naturgefahren und Landwirtschaft (2010): Österreichische Waldtypenkarte. Waldinventur;<http://bfw.ac.at/rz/wi.karten> (19.09.2018)

Butterbach-Bahl K. und Gundersen P. (2011): *Nitrogen in terrestrialecosystems.* University Cambridge.

Brady N.C. und Weil R.R. (1996): *The nature and properties of soils.*-Prentice-Hall.

Brenner H. et al.: *Wälder im Wienerwald; Biosphärenpark Wienerwald Management.*-Wien.

- Bronk D.A. et al.(2000): Total dissolved nitrogen analysis: comparisons between the persulfate, UV and high temperature oxidations methods; *Marine Chemistry*: 163-178.
- Brüggemann N. et al. (2005): Pure stands of temperate forest tree species modify soil respiration and N turnover; *Biogeosciences Discussions* 2: 303-331.
- Bruijn F.J. (2015): Biological Nitrogen Fixation. Book Summary; *Advances in Microbiology* 6.
- Chow F. (o.J.): Nitrate Assimilation: The Role of In Vitro Nitrate Reductase Assay as Nutritional Predictor.-Universität Sao Paulo.
- Crohn D. (2004): Nitrogen Mineralization and its importance in organic waste recycling.-In: *Proceedings, National Alfalfa Symposium* 13-5.-San Diego.
- Deenik J. (2006): Nitrogen Mineralization Potential in Important Agricultural Soils of Hawaii; *Soil and Crop Management* 15: 1-5.
- Dietiker F. et al. (2009): Die wichtigsten Zeigerpflanzen im Wald.-Department Bau, Verkehr und Umwelt Aargau.
- Dreher A. (2010): Stickstofffixierung nach dem Chatt-Zyklus: Der Mechanismus der NN-Bindungsspaltung und Reduktion von Mo(IV)-Alkylimodokomplexen.-Dissertation, Universität Kiel, Kiel.
- Egger H. (2006): Auf Biegen und Brechen. Tiefseeforschung in den Alpen. Geologisches aus der Flyschzone, Geologische Bundesanstalt Wien.-Wien
- Egger H. und Wessely G. (2014): Wienerwald. Geologie, Stratigraphie, Landschaft und Exkursion.-Stuttgart.
- Espinoza L. et al. (o.J.): The Nitrogen and Phosphorous Cycle in Soils. Agriculture and Natural Resources.-Universität Arkansas.
- Fernandez-Alonso M.J. et al. (2018): Changes in litter chemistry associated with global change-driven forest succession resulted in time-decoupled responses of soil carbon and nitrogen cycles; *Soil Biology and Biochemistry* 120: 200-211.
- Fink M., Jelem H. und Mader K. (1958): Böden.- In: Willner W. (Hrsg.): Die Gipfleschenwälder des Wienerwaldes. *Verh. Zool.-Bot. Ges. Österreich* 133: 133-184.

- Frate C.(o.J.): Nitrogen Transformations in Soil.-UniversitätKalifornien Cooperative Extension.
- Galloway J.N. et al. (2004): Nitrogen cycles: past, present and future. *Biochemistry* 70: 153-226.
- Garber S. D. (2002): *Biology. A self teaching guide.*-New Jersey.
- Gaston C. et al. (2006): The History behind the Discovery of the Earth's Atmospheric Composition.-In: *Reviews of atmospheric science topics* 12: 1-51.
- Gundersen P. und Baskhin V. N. (1994): Nitrogen Cycle. *Biochemistry of small catchments*: 255-283.
- Hackl E. et al. (2003): Microbial nitrogen turnover in soils under different types of natural forest; *Forest and Ecology Management*.
- Halloway J.N. (2003): The global nitrogen cycle; *Treatise on Chemistry* 8: 557-583.
- Harris D. et al (1997): Measurement of microbial biomass N:C by chloroform fumigation; incubation; *Canadian Journal of Soil Science*: 507-514.
- Haynes R.J. (1986): *Mineral Nitrogen in the plant-soil system.*-Canterbury.
- Heriszt W: (2018): *Wien mit Wienerwald Wein- und Waldviertel.*-Innsbruck.
- Hood-Nowotny R. et al. (2010): Alternative Methods for Measuring Inorganic, Organic, and Total Dissolved Nitrogen in Soil; *Soil Science Soc A J* 74: 1018-1027.
- Hösl R. et al. (2016): *Bodentypen in Baden.-Land Niederösterreich.*
- Hotopp I.S. (2014): Nitrifikation und Denitrifikation im Boden in Abhängigkeit von Sauerstoff und mikrobieller Aktivität. Entwicklung, Analyse, Parametrisierung und Anwendung eines gekoppelten Simulationsmodells.- *Dissertation, Universität Osnabrück.*
- Huang Y. und Gerber S. (2015): Global soil nitrous oxide emissions in a dynamic carbon-nitrogen model; *Biogeosciences* 12: 6405-6427.
- Janoschek W. (1964): Geologie der Flyschzone und der helvetischen Zone zwischen Attersee und Traunsee *107*: 161-214.

Jenkinson D. und Powlson D. (1976): Bestimmung der Biomasse mit der Fumigations-Methode.-In: Schinner F. , Öhlinger R. und Kandeler E: Bodenbiologische Arbeitsmethoden.- Berlin/Heidelberg.

Johnson C. et al. (2005): Nitrogen Basics. The Nitrogen Cycle. Agronomy Fact Sheet Series 2.-College of Agriculture and Life Sciences.

Jones D. L. et al. (2004): Role of dissolved of organic nitrogen (DON) in soil N cycling in grassland soils; Soil Biology&Biochemistry 36: 749-746.

Kazda M. et al. (1986): Schwermetallanreicherung und –mobilität im Waldboden. Umweltgeologie-Band 79: 131-142.-Umweltbundesamt Wien.

Kandeler E. und Stemmer M. (1998): Bodenmikrobiologische Untersuchungen am Zöbelblden 1993 und 1994.

Kronzucker H.J. et al. (2003): Root ammonium transport efficiency as a determinant in forest colonization patterns: an hypothesis. Physiological Plantarum 117: 164-170.

Lee R.B. (1979): The effect of nitrite on root growth of barley and maize; The new Phytologist: 615-622.

Lehmann J. und Schroth G. (2003): Tree, Crops and Soil Fertility.- College of Agriculture and Life sciences.

Lehmann T. (1997): UV/VIS-Spektroskopie.- FreieUniversität Berlin.

Leigh G.J. (2002): The world's greatest fix.-Universität Oxford.

Mang B. (2018): Effects of soil temperature on some soil properties on plant growth; Adv.Plantsagric Res. 8: 34-37.

Martens R. (1993): Current methods for measuring microbial biomass C in soil: Potentials and limitations; Bio Fertil Soils 19: 87-99.

Mathias R. (1986): Der Wiener Wald. Wien.

Miechowka A. et al. (2011): Content of microbial biomass nitrogen in differently used soils of the carpathian foothills; Ecological chemistry and Engineering 18: 577-584.

Miller C. (2000): Understanding the Carbon-Nitrogen Ratio; A voice for eco-agriculture 30: 20-21.

Miranda K.M., Espey M.G. und Wink D.A. (2000): A Rapid, Simple Spectrophotometric Method for Simultaneous Detection of Nitrate and Nitrite; Biology and Chemistry 5: 62-71.

Morot-Gaudry J.F. (2001): Nitrogen Assimilation by Plants. Physiologian, Biochemical and Molecular Aspects.-Plymouth.

Moura I. et al. (2017): A bird's eye view of denitrification in relation to the nitrogen cycle; Metallbiology 9: 1-10.

Müller K.E. et al. (2012): Do evergreen and deciduous trees have different effects on net N mineralization in soil; Ecology 93 (6):1463-1472.

Miyamoto C. et al. (2008): Nitrogen Fixation, Agronomy Fact Sheet series 39: 1-2.

N.N.(o.J.):Eppendorf;96-Loch-Mikrotitterplatte;
<http://www.directindustry.de/prod/eppendorf/product-22548-1606915.html>. (17.10.2018).

N.N. (2012): Galiumodoratum; Die Pflanzendatenbank der Gartenarchitektur. (25.12.2018)

Nisbet T. (2005): Water Use by Trees; Forestry Commission 65: 1-8.

Oberholzer H.R. und Scheid S. (2007): Bodenmikrobiologische Kennwerte.-Bundesamt für Umwelt BAFU.

Ottow J. (2011): Mikrobiologie von Böden. Biodiversität, Ökophysiologie und Metagenomik.- Berlin, Heidelberg.

Owen T. (2000): Grundlagen der modernen UV-Vis-Spektroskopie. Ein Leitfaden.

Paul C.M. (o.J.): Der Wienerwald. Ein Beitrag zur Kenntnis der nordalpinen Flyschbildungen. Jahrbuch d. k. k. geol. Reichsanstalt (1).

Phipps R.H. und Cornforth I.S.: Factors effecting the toxicity of nitrite nitrogen to tomatoes; Plant and Soil 33:457-466.

Pidwirny M. (2017): Understanding Physical Geography.-Universität British Columbia.

Pohling R. (2015): Chemische Reaktionen in der Wasseranalyse.-Springer Verlag.

Prosser J. (2005):Nitrification. Nitrogen in Soils.- Universität Aberdeen.

- Range S. und Epple M. (2011): Alte und neue Katalysatoren für Ammoniak- und Methanolsynthese; CHEMIE in der Schule 1/60:5-7.
- Ritz C. W. et al. (2004): Implications of Ammonia Production and Emissions from Commercial Poultry Facilities: A Review; Poultry Science Association 13: 684-692.
- Sauberer N., Milasowszky N. und Sachslehner L. (2006): Nachhaltiges Waldbiomassenmanagement im Biosphärenpark Wienerwald, Universität für Bodenkultur Wien.-Wien.
- Schnetger B. und Lehnert C. (2014): Determination of nitrate plus nitrite in small volume marine water samples using vanadium (III)chloride as a reduction agent; marine chemistry 160: 91-98.
- Smolander A. und Kitunen V. (2011): Comparison of tree species effects on microbial C and N transformations and dissolved organic matter properties in the organic layer of boreal forests; Applied Soil Ecology 49: 224.-233.
- Spiegler A. (1977): Wienerwald. Geologie, Landschaft und Naturschutz. Natur und Land (2):55-61.
- Stadt Wien (2018): Größe, Lage, Geologie und Klima.Wienerwald; o.J.,<https://www.wien.gv.at/umwelt/wald/erholung/wienerwald/geologie.html> (04.10.2018).
- Stark J.M. und Hart S.C. (1997): High rates of nitrification and nitrate turnover in undisturbed coniferous forests; Nature vol. 385: 61-64.
- Stein L.Y und Klotz M. G. (2016): The Nitrogen Cycle. Current Biology 26: 83-101.
- Swangjang K. (2015): Soil Carbon and Nitrogen Ratio in Different Land Use; International Conference on Advances in Environment Research 87: 36-40.
- Thuan D. D. et al. (2017): Study on nitrite determination by spectrophotometric method and its application in analysis of Mekong river water in Laos; International Journal of Development Research 07: 16053-16057.
- USDA Natural Resources Conservation Service (2014): Soil Quality Indicators.Nitrate.- Washington D.C.

Walworth J. (2013): Nitrogen in the soil and the environment. College of agriculture and life sciences.-Universität Arizona.

Wilkin D. und Brainard J. (2012): Autotrophs and Heterotrophs.- CK12-Foundation

Wu J. et al. (2000): Quantifying microbial biomass phosphorus in acid soils; BioFertil Soils 32: 500-507.

Erklärung

Hiermit versichere ich,

- dass ich die vorliegende Masterarbeit selbstständig verfasst, andere als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel nicht benutzt und mich auch sonst keiner unerlaubter Hilfe bedient habe,
- dass ich dieses Masterarbeitsthema bisher weder im In- noch im Ausland in irgendeiner Form als Prüfungsarbeit vorgelegt habe
- und dass diese Arbeit mit der vom Begutachter beurteilten Arbeit vollständig übereinstimmt.

Wien, am.....