

Der Einfluss von *Robinia pseudacacia* auf Bodenvegetation und Nährstoffhaushalt

Im Rahmen der Masterarbeit im Nationalpark Donau-Auen (2013) wurden die Auswirkungen von *Robinia pseudacacia* auf die Bodenvegetation und die Nährstoffverhältnisse untersucht.

Bernadette Kastler



MASTERARBEIT

Titel der Masterarbeit

„Der Einfluss von *Robinia pseudoacacia* auf die
Bodenvegetation und die Nährstoffverhältnisse im
Nationalpark Donau-Auen“

Verfasserin

Bernadette Kastler, BA

angestrebter akademischer Grad

Master of Science (MSc)

Wien, 2013

Studienkennzahl lt. Studienblatt:

A 066 855

Studienrichtung lt. Studienblatt:

Masterstudium Geographie

Betreuer:

Univ.- Prof. Mag. Dr. Cyrus Samimi

Jedes Naturgesetz,
das sich dem Beobachter offenbart,
lässt auf ein höheres, noch unerkanntes schließen.

(Alexander von Humboldt)

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich gerne denjenigen Personen meinen aufrichtigen Dank aussprechen, die mir bei der Durchführung dieser Masterarbeit hilfreich zur Seite standen:

- Univ.- Prof. Mag. Dr. Cyrus Samimi für seine engagierte Betreuung
- Dr. Franz Essl und Dr. Wolfgang Rabitsch für ihre ansteckende Begeisterung für die Neobiota-Thematik und die hilfreiche Anlaufstelle bei botanischen Problemfällen
- Mag. Christina Lassnig, Dipl.-Ing. Christian Fraissl, Dipl.-Ing. Bernhard Posch, Josef Steiner und den anderen Mitarbeitern der Österreichischen Bundesforste und des Nationalparks Donau-Auen für die tolle Zusammenarbeit und herzliche Unterstützung
- Ass.-Prof. Mag. Dr. Robert Peticzka und Christa Hermann vom Physiogeographischen Labor der Universität Wien für die Beratung bei bodenkundlichen Fragen
- Ass.-Prof. Mag. Dr. Wilfried Körner und Petra Körner vom Institut für Umweltgeowissenschaften (Universität Wien) für die Durchführung der C/N-Analyse
- Dr. Wolfgang Klesl für die formale Revision der Arbeit
- Meinen lieben Kollegen der Geoökologie, insbesondere Mag. Regina Fleischanderl und Dipl.-Geogr. Martin Brandt, für ihre tatkräftige Unterstützung bei der Bodenprobenahme, die fruchtbaren fachlichen Diskussionen, ihre konstruktive Kritik und natürlich für wunderschöne Sommerabende nach langen Tagen im Labor

Ganz herzlich danken möchte ich auch meiner Familie und meinen Freunden, die mich immer ermutigt und unterstützt haben. Mein besonderer Dank gilt dabei Hannes.

Für seine Ruhe, Kraft und seinen unerschöpflichen Optimismus.

DANKE!

Inhaltsverzeichnis

I.	Kurzfassung	1
II.	Abstract	2
1.	Einleitung	3
1.1.	Problemstellung	3
1.2.	Zielsetzung und Hypothesen	4
2.	Grundlagen und Definitionen	6
2.1.	Neophyten	6
2.2.	Robinia pseudoacacia	7
2.3.	Pflanze, Boden und Stickstoff	11
2.1.	Licht und Sukzession	14
3.	Beschreibung des Untersuchungsgebietes	16
3.1.	Geographische Lage	16
3.2.	Klima	19
3.3.	Geologie und Hydrologie	21
3.4.	Böden	22
3.5.	Vegetation	23
3.6.	Landnutzung	28
4.	Methodik	30
4.1.	Datenaufnahme im Gelände	30
4.1.1.	Auswahl und Beschreibung der Untersuchungsflächen	30
4.1.2.	Aufnahme der Vegetation	31
4.1.3.	Bodenprobennahme	37
4.2.	Laboranalyse	37
4.2.1.	Nitrat	38

4.2.2.	Ammonium	40
4.2.3.	Korngrößenanalyse	40
4.2.4.	pH-Wert	42
4.2.5.	Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis (C/N)	42
4.2.6.	Wassergehalt	43
4.3.	Aufbereitung der Daten	43
4.3.1.	Bodendaten	43
4.3.2.	Vegetationsdaten	44
4.4.	Statistische Analysen	45
4.4.1.	Korrelations- und Regressionsanalysen	46
4.4.2.	Clusteranalysen	46
4.4.3.	Ordinationen	47
4.4.4.1.	NMDS (Non-Metric Multidimensional Scaling)	48
4.4.4.2.	CCA (Canonical Correspondance Analysis)	50
5.	Ergebnisse	51
5.1.	Vegetationsaufnahmen	51
5.2.	Laboranalyse	55
5.2.1.	Korngrößenverteilung	55
5.2.2.	Wassergehalt	56
5.2.3.	C/N	56
5.2.4.	Ammonium	55
5.2.5.	Nitrat	55
5.2.6.	pH	56
5.3.	Statistik	58
5.3.1.	Korrelations- und Regressionsanalysen	58
5.3.2.	Clusteranalysen	61

5.3.3.	Ordinationen.....	65
6.	Diskussion.....	71
6.1.	Kritische Betrachtung der Methodik	71
6.1.1.	Besonderheiten der Untersuchungsflächen	71
6.1.2.	Laboranalyse	73
6.1.3.	Statistische Analysen.....	73
6.2.	Auffällige Messwerte	75
6.3.	Inhaltliche Interpretation der Ergebnisse.....	76
6.3.1.	Auswirkung der Robinie auf die Nährstoffverhältnisse im Boden.....	76
6.3.2.	Auswirkung der Robinie auf die Vegetation	77
6.3.3.	Naturschutzrelevante Überlegungen	80
7.	Zusammenfassung und Schlussfolgerungen	82
8.	Abkürzungsverzeichnis.....	84
9.	Literaturverzeichnis	86
10.	Abbildungs- und Tabellenverzeichnis	96
	Anhang I Vegetationstabelle.....	99
	Anhang II Laborwerte.....	113
	Anhang III R-Skript.....	115
	Eidesstattliche Erklärung	123
	Lebenslauf.....	124

I. Kurzfassung

Die vorliegende Arbeit beschäftigt sich mit den Auswirkungen der Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.) auf die Bodenvegetation und die Nährstoffverhältnisse im Nationalpark Donau-Auen. Als Leguminose ist *Robinia pseudoacacia* fähig, atmosphärischen Stickstoff mittels Knöllchenbakterien im Boden zu speichern und damit das Nährstoffverhältnis zu verändern. Es wird vermutet, dass diese veränderte Ressourcenverfügbarkeit Einfluss auf die Artenzusammensetzung eines Lebensraums hat. Besonders in Habitaten mit geringer Stickstoffverfügbarkeit, wie etwa Trockenrasen oder -wäldern, kann das Hinzukommen von Robinien großen Einfluss auf die Pflanzengesellschaft haben. Dieser Effekt ist dadurch zu erklären, dass nitrophile (stickstoffliebende) Arten durch den erhöhten Stickstoffgehalt einen Konkurrenzvorteil erhalten und möglicherweise seltene, an die vormals stickstoffarmen Standorte angepasste Arten verdrängen. Die vorliegende Arbeit hat das Ziel, die Zusammenhänge zwischen *Robinia pseudoacacia*, Bodenstickstoffgehalt und Artenzusammensetzung des Lebensraums im Nationalpark Donau-Auen zu untersuchen und die obengenannten Thesen zu überprüfen.

Für die Untersuchung wurden vier Areale in der Nähe von Stopfenreuth, Orth und Hainburg herangezogen. Diese sind bezüglich wichtiger Standortparameter (z. B. Korngrößenverteilung, pH-Wert, Reliefposition etc.) jeweils homogen und weisen unterschiedliche Robinienbestände mit variierender Dichte und Altersstruktur auf. Um die Einflussnahme des Baumes auf das lokale Ökosystem zu untersuchen, wurden in den vier Arealen insgesamt 34 Flächen von jeweils 314 m² (10 m Radius) untersucht. Hierfür wurden im Frühjahr und Sommer 2012 Vegetationsaufnahmen durchgeführt sowie auf jeder Aufnahmefläche eine Boden-Mischprobe entnommen und im Labor auf physikalische und chemische Bodenparameter analysiert. Die Auswertung der gewonnenen Daten erfolgte durch uni- und multivariate statistische Analysen mittels Microsoft Excel und der Open-Source-Software R. Die Ergebnisse zeigen, dass ein signifikanter Einfluss der Robinie auf die Stickstoffverfügbarkeit im Boden nachgewiesen werden kann. Auch die Bodenvegetation wird durch ihr Auftreten verändert. Hier scheint jedoch nicht nur die Stickstoffverfügbarkeit, sondern auch die geringe Beschattung durch die Robinie und die dadurch erhöhte Lichtexposition der darunterliegenden Pflanzendecke eine Rolle zu spielen.

II. Abstract

This thesis investigates the impact of Black Locust (*Robinia pseudoacacia* L.) on ground vegetation and plant nutrient matter in Donau-Auen National Park. As a legume, *Robinia pseudoacacia* is able to change soil nutrient availability by fixing atmospheric nitrogen in the soil. It may be assumed, that a change in resource availability can affect the species composition of a habitat. Especially in environments with low content of soil nitrogen, such as dry grassland or dry forests, the presence of Black Locust can have a great influence on the plant community. This effect can be explained by the increase of soil nitrogen content which promotes nitrophilous species and as a result supplants rare species that were adapted to the former nitrogen-poor habitat. The aim of this thesis is to examine the relationship between *Robinia pseudoacacia*, soil nitrogen content and species composition of a habitat in Donau-Auen National Park and evaluate the hypotheses mentioned above. The study areas are located in four districts near Stopfenreuth, Orth and Hainburg. Those are intrinsically homogeneous in site conditions (grain size distribution, pH-value, relief position etc.) and feature different populations of Black Locust with varying density and age. To assess the influence of the tree on the local ecosystem, 34 plots of 314 m² (10 m radius) were selected within the four areas. In addition to vegetation surveys in spring and summer 2012, soil samples were taken and analyzed for physical and chemical soil parameters. Data analysis was conducted with uni- and multivariate statistics using Microsoft Excel and the open source software R. As a major result, the influence of *Robinia pseudoacacia* on the availability of nitrogen in the soil was proven to be significant. Furthermore, the presence of the tree was confirmed to alter the ground vegetation. However, not only the availability of nitrogen appears to be relevant in this regard. The increased exposure to sunlight due to reduced shading under Black Locust also plays a decisive role in influencing the ground vegetation.

1. Einleitung

Die Wissenschaft beschäftigt sich erst seit kurzer Zeit mit den Auswirkungen der Etablierung von nicht einheimischen Arten (Neobiota) und den damit verbundenen Problemen für Mensch und Umwelt. Einer der Ersten, die sich mit dieser Thematik befassten, war der britische Ökologe Charles Elton. Sein 1958 erschienenes Werk 'The Ecology of Invasions by Animals and Plants' schlug hohe Wellen und bereitete den Weg für das umfangreiche und spannende Forschungsfeld der Invasionsbiologie (vgl. RICCIARDI 2008). Auch für Geoökologen finden sich auf diesem Gebiet zahlreiche interessante Fragestellungen, da die räumliche Ausbreitung neuer Arten oft mit strukturellen Veränderungen von Ökosystemen einhergeht.

Die Beseitigung des natürlichen Waldes in Mitteleuropa führte nicht nur zur verstärkten Ausbreitung lichtbedürftiger einheimischer Arten, sondern ermöglichte auch das Einwandern neuer Spezies (vgl. SUKOPP 1972). Das Floreninventar wurde dabei, wie es bei der Umwandlung von Natur- in Kulturlandschaften zumeist der Fall ist, merkbar durch neu hinzugekommene Arten erweitert (vgl. JÄGER 1988). Eine dieser Arten, die durch die Intervention des Menschen eine neue Heimat in Europa gefunden hat, ist die Robinie – auch bekannt als falsche Akazie.

1.1. Problemstellung

Die Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.) wurde als zentrales Forschungsobjekt der vorliegenden Arbeit ausgewählt, da sie durch die Fixierung von atmosphärischem Stickstoff im Boden fähig ist, in einen der wichtigsten Stoffkreisläufe der Erde einzugreifen. Als invasiver Neophyt, der Lebensräume durch die Erhöhung des Bodenstickstoffgehalts nachhaltig verändern kann, ist sie auch in Österreich Zielobjekt strategischer Bekämpfungsmaßnahmen. Zahlreiche wissenschaftliche Arbeiten zu den Auswirkungen der Robinie auf Ökosysteme in Europa liegen bereits vor. Die meisten beziehen sich dabei auf die invasionsbedingten Veränderungen (chemische Bodeneigenschaften, Stickstoffkreislauf) in mageren, stickstoffarmen Ökosystemen wie Trockenrasen und -wäldern bzw. die Verdrängung oligotropher Arten mit geringem Nährstoffbedarf (vgl. BERTHOLD 2005;

BÖHMER et al. 2000; CASTRO-DIÈZ et al. 2009; KOWARIK 1992; RICE et al. 2004; WANG et al. 2012). Die beschriebenen Veränderungen sind in diesen mageren Lebensräumen erwartungsgemäß groß. Doch auch in anderen, naturgemäß stickstoffreichen Ökosystemen – wie etwa den harten Auwäldern entlang der Donau (vgl. BRANDES 1999) – wurden Robinien einst zu Forstzwecken angesiedelt und gelten heute als Bedrohung für die natürliche Landschaft und Biodiversität. Hier hingegen findet sich nur eine relativ geringe Anzahl wissenschaftlicher Studien, die sich mit den Auswirkungen von *Robinia pseudoacacia* auf das Ökosystem des Auwalds beschäftigt (vgl. ESSL & HAUSER 2003; MAIR & ZEMMER 2004; WALTER & GUTTE 2003). Diese Arbeit soll einen Beitrag zum weiteren Schließen dieser fachlichen Lücke leisten.

1.2. Zielsetzung und Hypothesen

Im Fokus der vorliegenden Arbeit stehen die Auswirkungen der Robinie auf die Nährstoffverfügbarkeit bzw. das Nährstoffverhältnis im Untersuchungsgebiet sowie die weiterführende Frage, wie sich die eingeschleppte Baumart auf die Arten der Kraut- und Strauchschicht (Bodenvegetation) auswirkt. Weisen Standorte, auf denen Robinien vorkommen, höhere Stickstoffwerte auf als solche ohne Robinien? Bewirkt ihr Vorkommen einen Wandel der umliegenden Pflanzengesellschaft? Die Vegetationsveränderungen, welche sich in den Studien von KOWARIK (1992) oder BÖHMER et al. (2000) als Folge der Robinieninvasion einstellten, wurden auf die Verdrängung oligotropher Arten zurückgeführt. Da solche Arten erwartungsgemäß nicht im Auwald zu finden sind, stellt sich die Frage, ob trotz der ohnehin hohen Stickstoffgehalte im Habitat unterschiedliche Artenzusammensetzungen an Standorten mit bzw. ohne Robinien vorzufinden sind. Des Weiteren ist in diesem Zusammenhang die Bedeutung des Alters und der Dichte der Robinienbestände für die Stickstoffkonzentration im Boden bzw. die Artenzusammensetzung der Bodenvegetation von Interesse.

Für die nähere Untersuchung dieser Zusammenhänge wurden Vegetationsaufnahmen durchgeführt sowie Bodenproben analysiert. Die Ergebnisse wurden mithilfe uni- und multivariater statistischer Verfahren ausgewertet. Die zu überprüfenden Hypothesen können wie folgt formuliert werden:

- Das Vorhandensein von *Robinia pseudoacacia* im harten Auwald des Nationalparks Donau-Auen führt zu einer Erhöhung des Stickstoffgehalts und damit zu einer Verengung des Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnisses im Boden.
- Dies bewirkt eine Zunahme nitrophiler Arten und damit eine Veränderung der Artenzusammensetzung in der Krautschicht.
- Die obengenannte Einflussnahme von *Robinia pseudoacacia* auf ihre Umwelt nimmt mit dem Alter und der Dichte ihres Bestands zu.

2. Grundlagen und Definitionen

Im folgenden Kapitel werden ökologische Basiskenntnisse erläutert, die für das Verständnis der nachkommenden Inhalte grundlegend sind.

2.1. Neophyten

Der Begriff Neophyten umfasst neuadventive Pflanzenarten, die nach der Entdeckung Amerikas 1492 eingeschleppt wurden. Der Standort, die Art der bereits vorhandenen Vegetation und die eigene Konkurrenzkraft der Pflanze bestimmen dabei, ob sich eine neue Art fest etabliert oder nur in einem begrenzten Zeitraum auftritt. Entsprechend ihrem Einbürgerungs- bzw. Naturalisationsgrad werden nicht einheimische Arten in verschiedene Gruppen unterteilt. Neuheimische Agriophyten gehören zwar nicht zur ursprünglichen Artengemeinschaft, konnten sich jedoch, nachdem die Verbreitungsschranke einmal überwunden war, in der heutigen natürlichen Vegetation etablieren. Sie sind konkurrenzfähig und würden auch ohne menschlichen Einfluss bestehen bleiben. Auch die Robinie zählt zu dieser Gruppe. Kulturabhängige Epökophyten haben nur in anthropogenen Pflanzengesellschaften einen festen Platz und würden mit der Beendigung der menschlichen Einflussnahme wieder verdrängt (z. B. Ackerwildkräuter). Unbeständige Ephemerophyten (z. B. nicht winterharte oder sehr konkurrenzschwache Arten) haben keinen festen Platz in der heutigen Vegetation und bedürfen der aktiven Mithilfe des Menschen, um zu überleben. Kultivierte Ergasiophyten halten sich nur nach direkter Aussaat oder Anpflanzung durch den Menschen (vgl. DIERSCHKE 1994).

Neu einwandernde Arten finden besonders in floristisch ungesättigten Pflanzengesellschaften optimale Bedingungen vor, um sich auszubreiten. Jedoch können auch anthropogene Eingriffe zu einer solchen Disbalance führen und damit die Etablierung neuer Arten begünstigen. Die Entdeckung Amerikas und der Ausbau der Handels- und Verkehrsrouten schufen zusätzlich neue Wege, auf denen ein Austausch von Arten stattfinden konnte (vgl. ebd.).

Die Einschleppung der meisten neuen Arten erfolgt unbeabsichtigt, beispielsweise über den Frachtverkehr. Viele gebietsfremde Pflanzen wurden jedoch auch absichtlich in den neuen Lebensraum eingebracht, um sie dort wirtschaftlich zu nutzen. Sie fanden Verwendung in der Land- und Forstwirtschaft, als Wildfutter, Deckungs- oder Zierpflanzen sowie zum Küstenschutz und zur Böschungsbefestigung (vgl. LUDWIG 2000).

2.2. *Robinia pseudoacacia*

Die Robinie gehört zu den Schmetterlingsblütlern (*Fabaceae* oder *Leguminosae*) und ist ein sommergrüner Laubbaum. Sie wird bis zu 30 m hoch und hat eine lockere, rundliche oder schirmförmige Krone. Der Baum kann bis zu 200 Jahre alt werden und einen Stammdurchmesser von bis zu einem Meter erreichen (siehe Abb. 1). Die Borke ist dick, längsrissig, tief gefurcht und grau- bis dunkelbraun (siehe Abb. 2). An den Zweigen sitzen wechselständig unpaarig gefiederte, ganzrandige Blätter und bis zu 3 cm lange Nebenblattedornen. Die Blüten bestehen aus 10 bis 25 cm langen, hängenden, vielblütigen, weißen Trauben (siehe Abb. 3). Die Früchte erscheinen als pergamentartig-ledrige, stark abgeflachte Hülsen mit 4 bis 10 darin verborgenen Samen (siehe Abb. 4 und 5). Der Baum blüht zwischen Mai und Juni, die Früchte reifen im September (vgl. HECKER 2000; LUDWIG 2000).

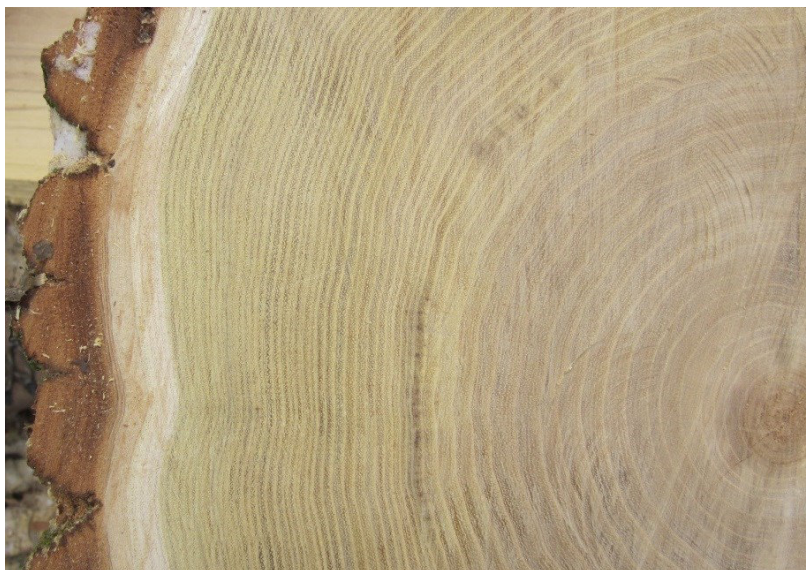


Abbildung 1 Stammquerschnitt (*Robinia pseudoacacia*)



Abbildung 2 Robinienborke



Abbildung 3 Robinienblätter und -blüten

(Quelle: <http://kalipso-floracroatica.blogspot.co.at/2012/01/robinia-pseudoacacia-l.html>)



Abbildung 4 Samenhülsen von *Robinia pseudoacacia*



Abbildung 5 Samen von *Robinia pseudoacacia*

Das Laub ist äußerst lichtdurchlässig, und die empfindlichen Blätter können sich zum Schutz vor zu starker Erhitzung parallel zur einfallenden Sonneneinstrahlung stellen. Das lichtbedürftige, sonst jedoch anspruchslose Gehölz wächst in sommerwarmen Gebieten auf nährstoffarmen bis mäßig nährstoffreichen, meist tiefgründigen, sandigen oder sandig-lehmigen Böden, aber auch auf Schotter. Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet liegt in Nordamerika. Die Pflanze wurde jedoch bereits im 17. Jahrhundert, zunächst als Zierpflanze und später auch zur forstwirtschaftlichen Nutzung sowie als Bienenweide, nach Europa gebracht und ist heute auch in West- und Ost-Asien und in Nordafrika verbreitet. In Österreich ist die Robinie mittlerweile die häufigste neophytische Gehölzartart (vgl. HECKER 2000; KIRCHMEIR 2001; LUDWIG 2000). Sie vermehrt sich mittels durch Wind verbreitete Samen oder vegetativ mittels Wurzelbrut. Als Pioniergehölz besiedelt sie sehr rasch neue, vegetationsarme Lebensräume. Der Baum vermag durch die Symbiose mit Knöllchenbakterien Luftstickstoff im Boden zu fixieren (Näheres dazu siehe Kapitel 2.3), wodurch sich oft stickstoffliebende Arten (z. B. Schöllkraut und Schwarzer Holunder) in seiner Nähe ansiedeln. Da Samen und Rinde ein Toxalbumin enthalten, welches zu einer Störung im Glykogenhaushalt von Leber- und Muskelzellen führen kann, ist die Robinie als schwach giftig einzustufen (vgl. HECKER 2000).

Zudem wird ihr eine allelopathische Wirkung zugeschrieben. Unter dem Begriff Allelopathika fasst man sekundäre Pflanzenstoffe zusammen, die das Wachstum bestimmter anderer Pflanzen hemmen, aber auch fördern können. Im Fall der Robinie wird nicht ausgeschlossen, dass Zersetzungsprodukte ihrer Blattstreu dafür verantwortlich sind, dass der Unterwuchs der Bäume oft recht karg ist (vgl. NASIR et al. 2005). Laut GRÜMMER (1995), KNAPP (1980 a/b), RICE (1974) und SCHÜTT & BLASCHKE (1980) machen sich allelopathische Effekte besonders bei der Anpflanzung bestimmter Arten in standortfremden Gehölzen bemerkbar. Die Frühjahrskeimer im Wald sollen von diesen Effekten weitgehend unbeeinflusst bleiben (vgl. ERNST (1986); KUITERS et al. (1986) und KUITERS (1987). Da allelopathische Stoffe im Boden schnell ausgewaschen, neutralisiert oder abgebaut werden, gestaltet sich ihr Nachweis meist äußerst schwierig (vgl. DIERSCHKE 1994). Auf die mögliche allelopathische Beeinflussung der Bodenvegetation in den Donau-Auen durch die Robinie wurde aus diesem Grund in dieser Studie nicht näher eingegangen.

Die Robinie kommt in mehreren Naturräumen bzw. Biotopen Österreichs so häufig vor, dass eine langfristige Veränderung der Standorteigenschaften und der Biotoptypstruktur sowie in Folge die Verdrängung autochthoner Pflanzenarten zu vermuten sind. Sie muss daher als invasiver Neophyt eingestuft werden (vgl. ESSL & RABITSCH 2005). Da die konkurrenzstarke Robinie oft an trockenen und sandigen Standorten gepflanzt wurde, an denen die heimische Flora meist aus stickstoffmeidenden Arten besteht, kommt es durch die Stickstoffanreicherung im Boden oft zu einer Verdrängung dieser Arten (vgl. NENTWIG 2010). Zur Erhaltung der einheimischen Biodiversität wird seit einigen Jahren versucht, die Ausbreitung der Robinie einzudämmen. Wegen des damit verbundenen Arbeits- und Zeitaufwandes (Näheres dazu siehe Kap. 3.6.) gilt sie vor allem im pannonischen Raum als der problematischste Neophyt Österreichs (vgl. ESSL & WALTER 2005).

2.3. Pflanze, Boden und Stickstoff

Jede Pflanzenart hat bestimmte Standortansprüche und bedarf gewisser Voraussetzungen, um zu wachsen (vgl. GEOLEXIKON 2010). Unter dem Begriff Standort versteht man die Gesamtheit aller am Wuchsort der Pflanze auf sie einwirkenden physikalisch-chemischen Außenfaktoren. Diese werden in der Literatur meist in die sekundären Faktorengruppen Klima, Orographie (Relief), Boden und biotische Faktoren eingeteilt, setzen sich letztlich jedoch aus dem Zusammenspiel einzelner primärer Faktoren wie Wärme, Wasser, Licht sowie chemische und mechanische Faktoren zusammen (vgl. WALTER 1960). Aufgrund dessen Relevanz für die vorliegende Untersuchung soll im Folgenden in erster Linie auf den chemischen Standortfaktor Stickstoff eingegangen werden.

Zum Aufbau von Aminosäuren bzw. von Proteinen, Nucleotiden, Chlorophyllen und anderen Substanzklassen benötigen Pflanzen Stickstoff (vgl. BRANDES 1999). Im Stickstoffkreislauf (siehe Abb. 6) befindet sich der größte Teil des Elements als gasförmiges N_2 in der Atmosphäre des Planeten. Pflanzen können Stickstoff jedoch nur in anorganischer, oxidierter und reduzierter Form aufnehmen. Dies geschieht über die Streu bzw. die Bodenlösung (Aminosäuren, Ammonium-Kationen, Nitrat-Anionen) oder über die Atmosphäre (NH_3 , NO- oder NO_2 -Gas, Ammonium-Kationen, Nitrat-Anionen). Die Nährstoffe werden dabei hauptsächlich über die Pflanzenwurzel (Wurzelspitze), aber auch über das

Blatt oder den Spross aufgenommen. Ein Teil des Bedarfs wird vor dem Blattfall durch Rückverlagerung von Aminosäuren gedeckt (vgl. SCHULZE et al. 2002).

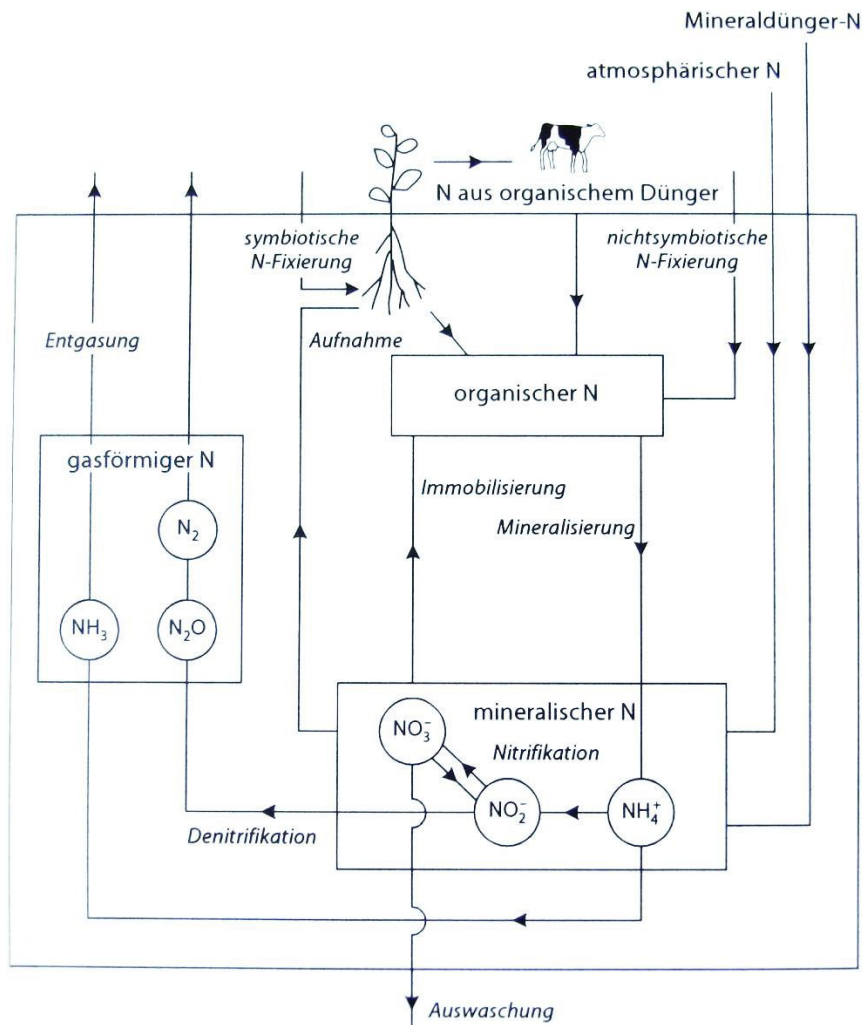


Abbildung 6 Stickstoffkreislauf

(Quelle: verändert nach ROWELL 1997)

Die Stickstoffgehalte in der Streu variieren je nach Streu-Art (Nadeln, Blätter, Holz) und Spezies. Leguminosen wie die Robinie werden aufgrund ihrer stickstoffreichen Streu schneller mineralisiert (Begriffserklärung s. u.) als z. B. Eiche, Buche oder Pappel (vgl. BLUME et al. 2010).

In Ökosystemen spielt die Menge des für Pflanzen verfügbaren Stickstoffs eine wichtige Rolle. Die Überführung von atmosphärischem N_2 in pflanzenverfügbare Bindungsformen erfolgt in der Natur entweder durch Blitzschlag in der Atmosphäre oder mittels chemischer Reduktion durch Bakterien (vgl. SCHULZE et al. 2002). Diese fixieren N_2 im Boden und bilden daraus Aminogruppen ($-NH_2$), die wiederum in Proteine eingebaut werden. Auf diese Weise gelangt der Stickstoff in die organische Bodensubstanz und wird bei deren Zersetzung durch weitere Mikroorganismen (Destruenten) teilweise in mineralischen Stickstoff (Ammonium, Nitrit, Nitrat) umgewandelt und damit pflanzenverfügbar gemacht (vgl. ROWELL 1997). Bei Organismen, die fähig sind, atmosphärischen Stickstoff zu verwerten, kann zwischen freilebenden und in Symbiose mit Pflanzen lebenden Spezies unterschieden werden. Zu den freilebenden gehören aerobe und anaerobe Eubakterien, einige phototrophe Eubakterien sowie Cyanobakterien. In der Gruppe der symbiontisch lebenden Organismen sind neben einigen Spezies von *Nostoc* und *Anabaena* die Vertreter der Knöllchenbakterien (*Rhizobiaceae*) vereinigt. Diese dringen in die Wurzeln höherer Pflanzen (bevorzugt *Fabaceae*) ein, bewirken die Ausbildung spezieller Gewebewucherungen (Nodulation) und leben in den so entstandenen Wurzelknöllchen als Mikrosymbionten (vgl. RICHTER 1998). Sie erschließen sich den benötigten organischen Stickstoff mittels Protease direkt aus der Streu, benötigen jedoch auch Kohlenhydrate, die sie als Gegenleistung für die bereitgestellten Aminosäuren von der Pflanze erhalten (vgl. SCHULZE et al. 2002).

Im Folgenden sollen einige wichtige chemisch-biologische Umwandlungsprozesse von Stickstoff in der Natur erläutert werden. Der Begriff **Mineralisierung** bezeichnet die mikrobielle Umwandlung von organischem (N_{org}) in mineralischen (N_{min}) Stickstoff. Übrig bleibt der organische Rest (R): $R - NH_2 \rightarrow NH_4^+$. Unter **Nitrifikation** versteht man die Oxidation von Ammonium-Stickstoff zu Nitrat und Nitrit durch spezielle Mikroorganismen: $NH_4^+ \rightarrow NO_2^- \rightarrow NO_3^-$. Die **Immobilisierung** von Stickstoff findet statt, wenn die Mikroorganismen ihren Stickstoffbedarf nicht aus dem vorhandenen organischen Material decken können und deshalb mineralischen Stickstoff aufnehmen: NH_4^+ und $NO_3^- \rightarrow R - NH_2$. Zur sogenannten **Ausgasung** von Stickstoff kommt es, wenn der pH-Wert des Bodens so hoch ist, dass die gelösten Ammoniumionen zu gasförmigen Ammoniakmolekülen umgewandelt werden und aus dem Boden entweichen: $NH_4^+ + OH^- \rightleftharpoons NH_3 + H_2O$. Bei der **Denitrifikation** hingegen kommt es dadurch zum Verlust von Stickstoff aus dem

Boden, dass unter anaeroben Bedingungen Nitrat und Nitrit zu Lachgas und weiter zu gasförmigem Distickstoff reduziert werden: NO_3^- und $\text{NO}_2^- \rightarrow \text{N}_2\text{O} \rightarrow \text{N}_2$ (vgl. ROWELL 1997). Da sich im Inneren von Bodenaggregaten sauerstofffreie Zonen ausbilden können, finden chemische Prozesse wie Oxidation und Reduktion nicht nur zwischen unterschiedlichen, sondern auch innerhalb ein und desselben Bodenhorizonts statt (vgl. SCHULZE et al. 2002). Dieser Umstand verstärkt die generell kleinräumige Variabilität des Waldbodens noch zusätzlich (vgl. MELLERT et al. 2008).

Übersteigt die Zufuhr bzw. Bildung von Stickstoff den Verbrauch, kommt es zu einem Überschuss an Ammonium oder Nitrat im Boden. Dies hat je nach Stickstoff-Bindung unterschiedliche Auswirkungen. Bei einem Überschuss des wenig mobilen Ammoniums ist eine Freisetzung von Kationen (insbesondere von Kalium und Aluminium) aus den Tonmineralen die Folge. Unter den dadurch entstehenden alkalischen Bedingungen werden aus den gelösten Ammoniumionen Ammoniakmoleküle, die in die Bodenluft entweichen (s. o.: Ausgasung). Das in der Bodenlösung mobile Nitrat hingegen wird bei Überschuss ins Grundwasser ausgewaschen (vgl. SCHULZE et al. 2002).

2.1. Licht und Sukzession

Wenn Pflanzen neue Standorte besiedeln, beginnt ein Prozess, der in der Ökologie als Sukzession bezeichnet wird. Dabei bleibt die Pflanzendecke nicht konstant, sondern entwickelt sich langsam über mehr oder weniger vordeterminierte Zwischenstadien hin zu einem bestimmten Endzustand. Pionierarten wie die Robinie besiedeln relativ schnell freie Flächen und leiten damit den Übergang zur Bewaldung ein. Der Sukzessionsverlauf ist je nach dominanter Baumart unterschiedlich, wobei die artspezifische Lichtabschirmung eine entscheidende Rolle spielt (vgl. KEGEL 1999). Die Strahlungsintensität beeinflusst dabei auch Temperatur- und Wasserhaushalt, da Schattenstandorte in der Regel kühler und feuchter sind als Sonnenstandorte (vgl. FREY & LÖSCH 1998).

„Die einzelnen Pflanzensippen nischen sich im Zuge ihrer Evolution in Lebensräume unterschiedlichen Lichtklimas ein und sind so durch ihre erbliche Veranlagung an ihre Lebensräume mit [...] ganz unterschiedlichem Strahlungsgenuß [sic!] angepaßt [sic!]“ (FREY & LÖSCH 1998)

Je nach Strahlungsintensität können sich daher andere Arten an einem Standort etablieren. KOWARIK (1992) untersuchte in einer Studie u. a. den Sukzessionsverlauf unter *Robinia pseudoacacia* und *Betula pendula*. Er stellte gravierende und vor allem langfristige Veränderungen der Vegetationszusammensetzung fest und schloss daraus, dass sich unter den beiden Baumarten am Ende des Sukzessionsprozesses gänzlich unterschiedliche Schlussgesellschaften einstellen würden. Als ausschlaggebende Faktoren nannte er dabei die Veränderungen bezüglich Stickstoff- und Lichtverfügbarkeit. Die Auswirkungen ebendieser Faktoren auf vegetationsspezifische Veränderungsprozesse sollen auch in dieser Arbeit einen wesentlichen Forschungsschwerpunkt darstellen.

3. Beschreibung des Untersuchungsgebietes

Das folgende Kapitel widmet sich der Charakteristik des für die Studie ausgewählten Untersuchungsgebietes und soll einen Überblick bezüglich dessen Lage, Klima, Geologie, Hydrologie, Boden, Vegetation und Landnutzung geben.

3.1. Geographische Lage

Das Untersuchungsgebiet umfasst vier Areale nahe Orth, Stopfenreuth und Hainburg (siehe Abb. 7). Sie liegen im Nationalpark Donau-Auen zwischen Wien und der slowakisch-österreichischen Staatsgrenze.

Die vier Areale Stopfenreuth (SR), Orth 1 (O1), Orth 2 (O2) und Hainburg (HB) sind hinsichtlich allgemeiner Standortparameter (Bodentyp, Bodenfeuchte, pH-Wert, Exposition etc.) in sich homogen, weisen jedoch Robinienbestände mit unterschiedlicher Dichte- und Altersstruktur auf. Die Flächen O1/O2 (siehe Abb. 8) und SR (siehe Abb. 9) befinden sich am nördlichen Donauufer hinter dem Marchfeldschutzdamm und werden daher nicht mehr regelmäßig überflutet. Aufgrund der Nähe zur Donau wird jedoch vermutet, dass die Gebiete sehr wohl von den für ein Auegebiet typischen Grundwasserschwankungen betroffen sind (vgl. BLUME et al. 2010). Das Areal in HB (siehe Abb. 10) befindet sich am südlichen Donauufer in einem baulich nicht geschützten Bereich und wird daher bei Hochwasser überflutet. Innerhalb der vier Areale wurden insgesamt 34 Untersuchungsflächen eingerichtet (SR: Fläche 1-18, O1: Fläche 19-23, O2: Fläche 24-28, HB: Fläche 29-34).

Beschreibung des Untersuchungsgebietes

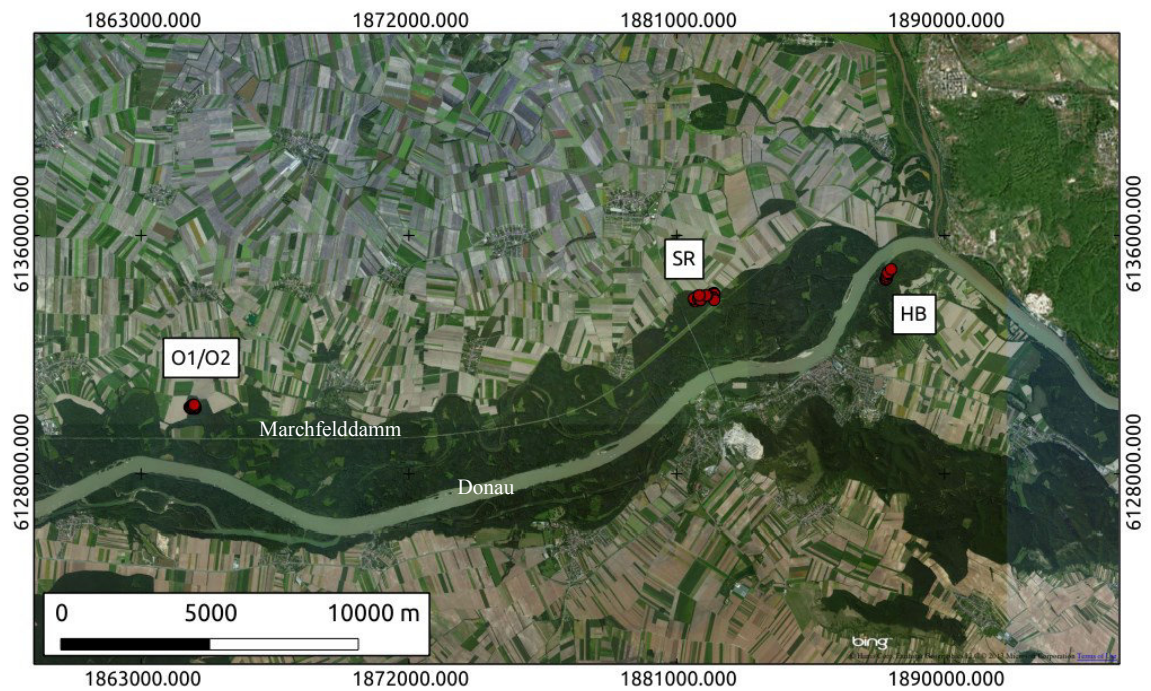


Abbildung 7 Untersuchungsgebiet

(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)

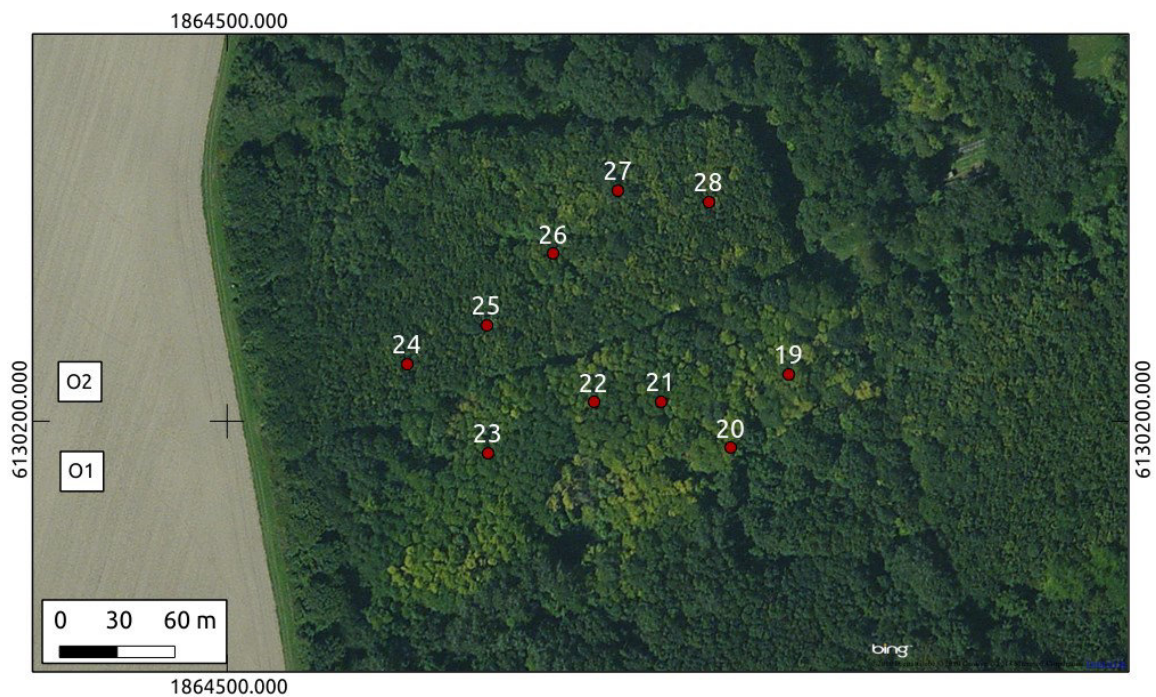


Abbildung 8 Untersuchungsflächen O1 und O2

(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)

Beschreibung des Untersuchungsgebietes

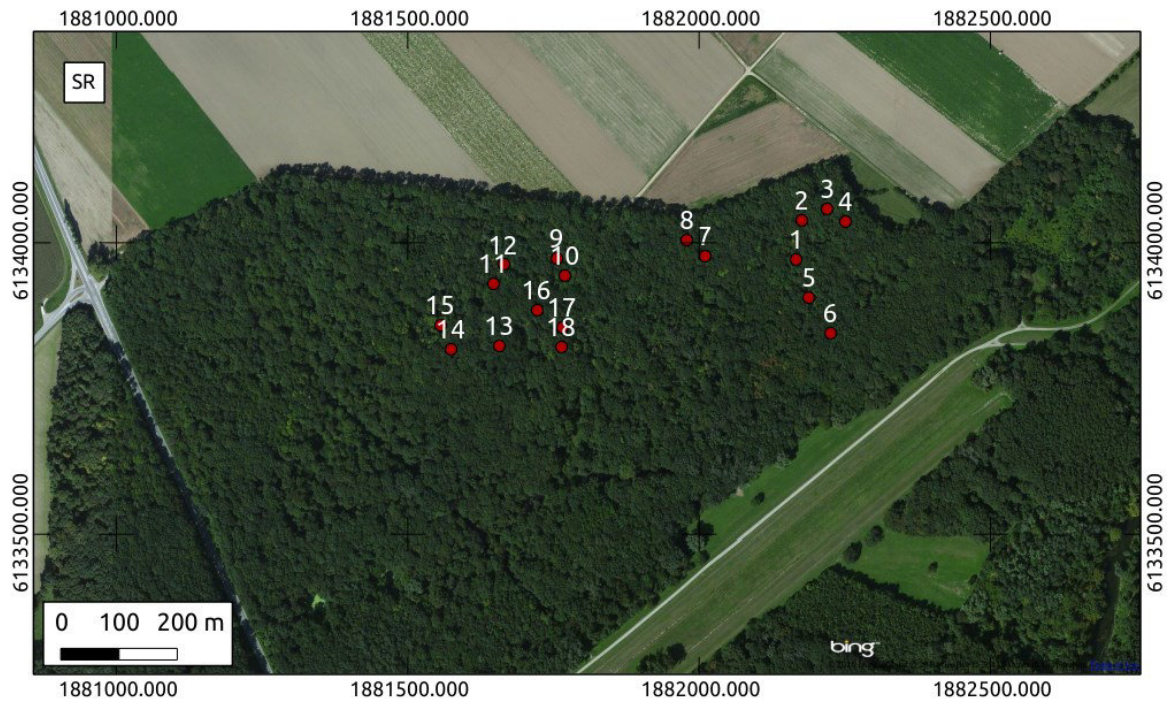


Abbildung 9 Untersuchungsflächen SR

(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)

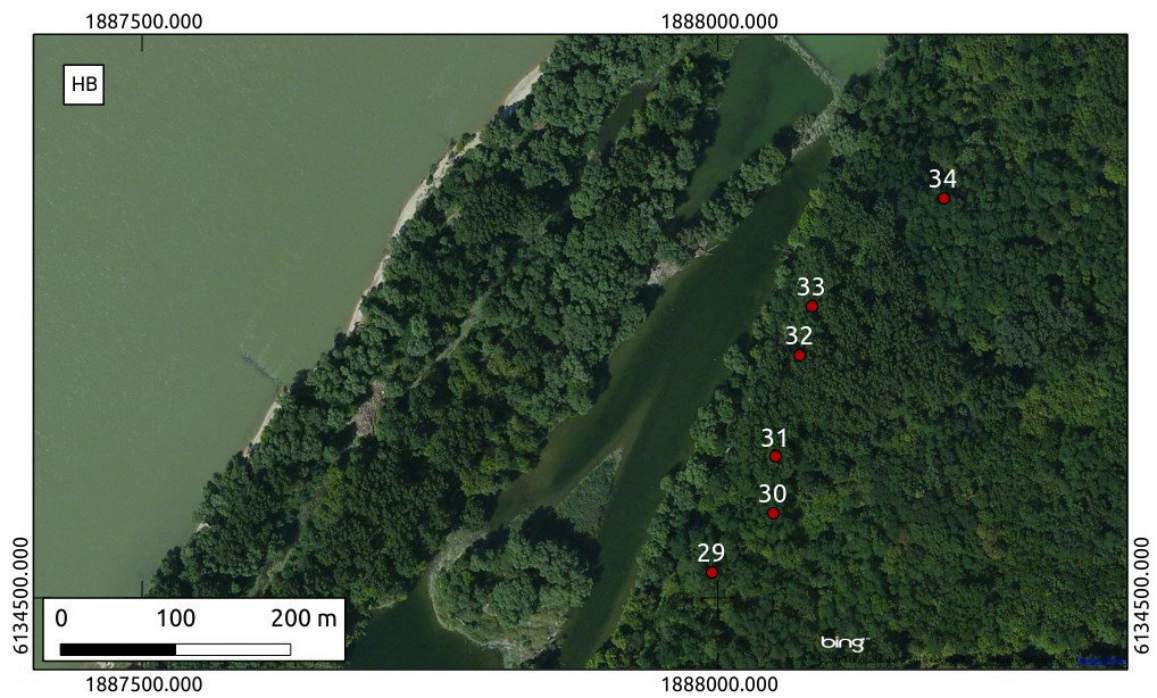


Abbildung 10 Untersuchungsflächen HB

(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)

3.2. Klima

Der Nationalpark Donau-Auen befindet sich im Übergang vom mitteleuropäischen zum pannonischen Klima und liegt im Einflussbereich der Alpen (vgl. STARMÜHLNER 1970). Während das mitteleuropäische Gebiet mit reichlich sommerlichen Niederschlägen stärker atlantisch geprägt ist (vgl. BERGER 2011), zeigt die pannonische Klimaregion bereits einen deutlichen kontinentalen Einfluss. Vor allem im Winter macht sich dieser mit geringeren Niederschlägen sowie Frosteinbrüchen im Frühjahr bemerkbar. Auch im Sommer können kontinentale Luftmassen zu Dürrejahre im Pannonischen Becken führen (vgl. WEISCHET & ENDLICHER 2000). Der Nationalpark liegt eingebettet zwischen der trockenen, sommerwarmen Ebene des Donautals bzw. des Wiener Beckens und dem kühlen, niederschlagsreichen Bergland (vgl. BERGER 2011). Langjährige Klimamessreihen der Stationen Hainburg, Orth an der Donau und Fuchsenbigl (siehe Abb. 11) zeigen eine Durchschnittstemperatur von 9,5 °C, eine durchschnittliche jährliche Niederschlagssumme von 590 mm und eine mittlere Dauer der Schneebedeckung von 45 Tagen (vgl. MÜLLER In: JANAUER 2003). In Groß-Enzersdorf werden im Schnitt 1870 Sonnenstunden pro Jahr verzeichnet (vgl. ZAMG 2002). Durch die Düsenwirkung zwischen Alpen und Karpaten kann es im Wiener Becken bei Nordwestlagen zu starken Böen in Bodenniveau kommen, welche Spitzengeschwindigkeiten von bis zu 45 m/s erreichen können (vgl. WEISCHET & ENDLICHER 2000). Durchschnittliche Windgeschwindigkeiten außerhalb des Aubereichs erreichen 3-4 m/s und kommen hauptsächlich aus West/Nordwest (vgl. MÜLLER In: JANAUER 2003). Da die Untersuchungsflächen auf dicht bewaldeten Flächen liegen, zeichnen sie sich durch ein spezielles Mikroklima aus, welches durch ein eher kühl-feuchtes Waldinnenklima geprägt ist und sich vom warm-trockenen Klima des vorgelagerten Bereichs abhebt (vgl. BRAUN, JANAUER & EXLER In: JANAUER 2003).

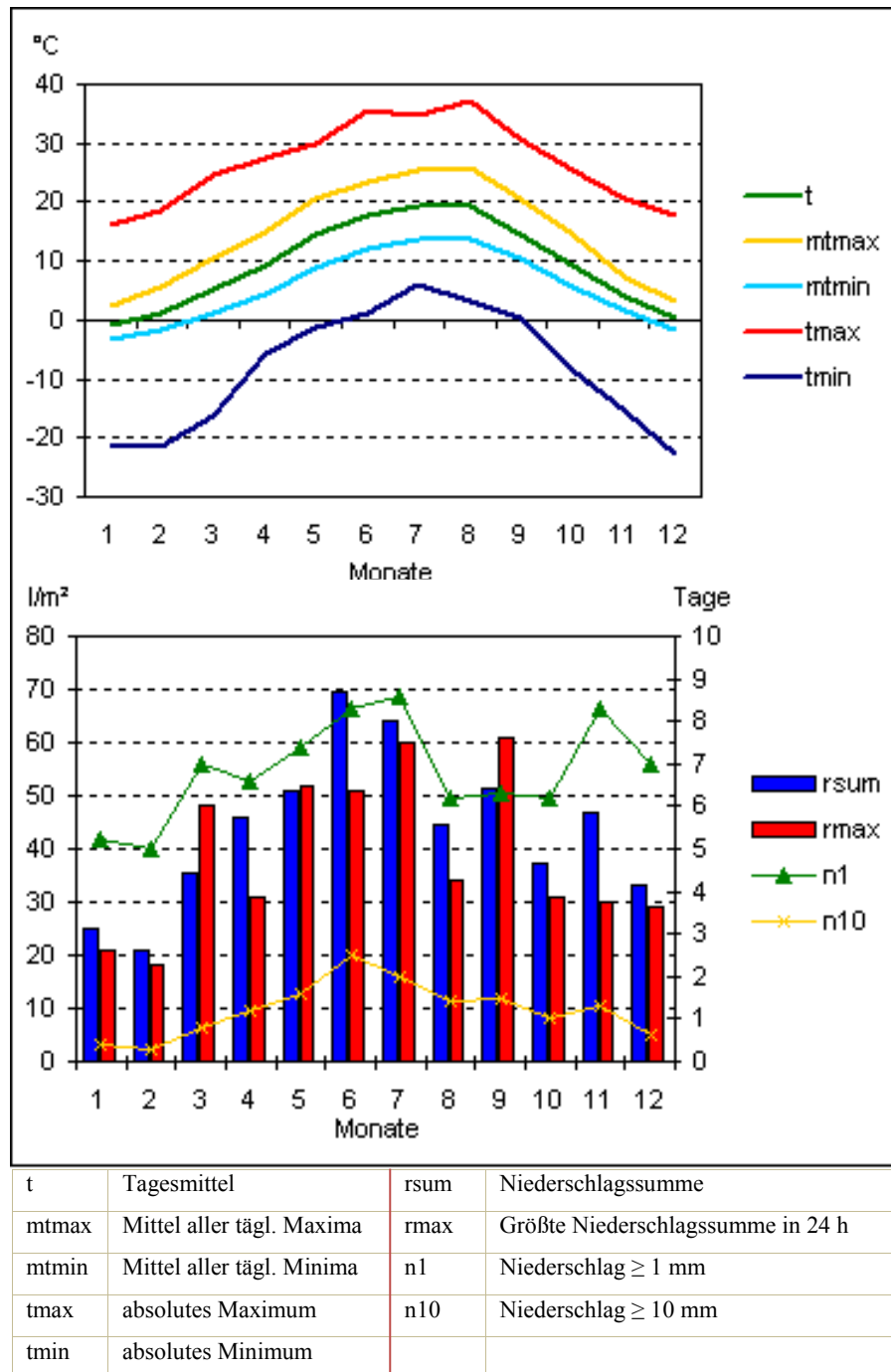


Abbildung 11 Temperatur- und Niederschlagskurve (Messstation Fuchsenbigl)

(Quelle: verändert nach ZAMG 2002)

3.3. Geologie und Hydrologie

Das Untersuchungsgebiet gehört zur geologischen Einheit des Wiener Beckens (vgl. STARMÜHLNER 1970), welches die Karpaten von den Alpen trennt. Das Wiener Becken, wie auch das pannonische Becken, waren bis ins Obermiozän (ca. 11 Mio. Jahre vor heute) vom Paratethys-Meer bedeckt, ehe sie verlandeten (vgl. BERGER 2011). Es finden sich daher vor allem jüngere Ablagerungen. Der geologische Untergrund des Nationalparks besteht nahe der Donau aus eiszeitlichen Schottern (Günz). Darunter liegen tertiäre Sedimente. Im Norden finden sich höher gelegene und ältere postglaziale Fluren. Die rezenten Mäander der Donau, bestehend aus mächtigen Ablagerungen von Schottern und Sanden, werden von mehreren Metern Feinsedimenten aus Hochwässern überlagert. Der Hundsheimer Berg, am südöstlichen Rand des Nationalparks, besteht aus triadischen Kalken und Dolomiten (vgl. MÜLLER In: JANAUER 2003). Bei Hainburg finden sich Quarzite der Zentralalpen (vgl. STARMÜHLNER 1970) sowie das Tatrium der Kleinen Karpaten, das aus Kristallin und Sedimenten besteht (vgl. BERGER 2011). Östlich des Hundsheimer Berges beginnt die geologische Einheit des Pannonischen Beckens.

Die hydrologische Situation der Donau-Auen hat sich mit der Donauregulierung stark verändert. Die verringerte Durchströmung führte zu einer schwächeren geomorphologischen Dynamik und in weiterer Folge zur Verlandung. Der Einfluss des Wassers umspannt dabei sowohl Korngrößenverteilung als auch weitere Parameter der Bodenzusammensetzung. Mit der Entfernung zum Gewässerstrom nehmen die Feinsedimentauflagen in der Regel graduell ab, während der Organik-Gehalt im Sediment zunimmt. Die Untersuchungsflächen SR und O1/O2 liegen hinter dem Marchfeldschutzdamm und werden daher hauptsächlich vom Grundwasser versorgt. Die Flächen HB können hingegen von rückströmendem Donauwasser erfasst werden (vgl. RECKENDORFER 2006; RECKENDORFER & HEIN 2006).

3.4. Böden

Die hydromorphen Böden des Untersuchungsgebiets stehen unter dem Einfluss starker Grundwasserspiegel-Schwankungen (vgl. RECKENDORFER & HEIN 2006) und teilweise auch wiederkehrender Überschwemmungen durch die Donau (Flächen HB). Der dominierende Bodentyp im gesamten Aubereich ist der Graue Auboden (vgl. eBOD 2009, siehe Abb. 12). Im Untersuchungsgebiet ist dieser meist kalkhaltig und teilweise vergleyt (vgl. BLUME et al. 2010).

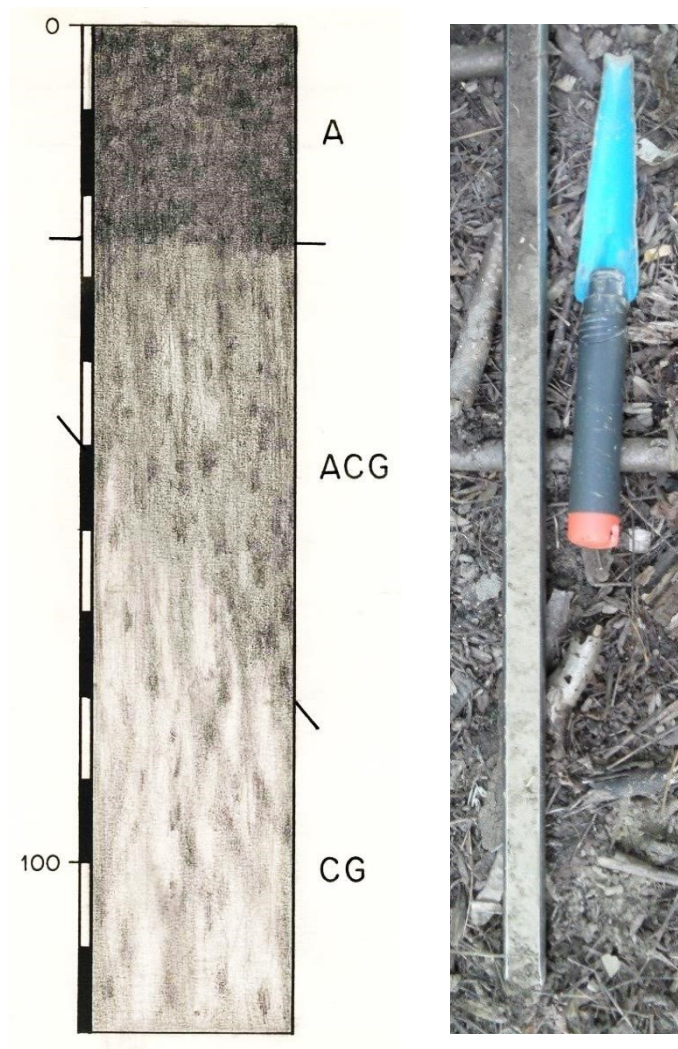


Abbildung 12 Profil Grauer Auboden

(Quelle Abbildung links: eBOD 2009, Profilstelle 7008, Orth a. d. Donau)

Auböden sind periodisch überflutete Böden der Flusstäler. Sie weisen – im Gegensatz zu Gleyen – keine redoximorphen Merkmale auf. Unterhalb von 80 cm Tiefe folgt jedoch häufig ein Horizont mit Oxidations-Merkmalen. Typische Horizontabfolgen sind Ai/aC, Ah/GC oder Ah/Bv/Go. Der Einfluss der Grundwasserschwankungen kann bei durchlässigem Untergrund bis zu 5 km Entfernung vom Gerinnebett noch vorhanden sein. Jährliche Grundwasserschwankungen können bis zu 6 m betragen. Die Bodenentwicklung von Auböden wird durch die Überschwemmungen und die damit einhergehende Sedimentation oder Erosion unterbrochen. Der Oberboden besteht daher aus mehreren Lagen unterschiedlicher Humusgehalte. In Lössgebieten wie Niederösterreich werden v. a. Auenlehme abgelagert. Die Korngrößensortierung folgt der Strömungsgeschwindigkeit. So werden im flussnahen Bereich gröbere Sedimente abgelagert als im flussfernen (vgl. BLUME et al. 2010). Voraussetzung für die Weiterentwicklung des Aubodens ist eine geschlossene Vegetation (meist ein Auwald), wodurch die oberflächliche Aufschließung des Bodens durch die Pflanzenwurzeln sowie die Tätigkeit von Bodenorganismen einsetzen (vgl. BILDUNGSSCHMIEDE 2010).

Auböden sind sehr sauerstoffreich und weisen eine hohe Wasserleitfähigkeit auf. Bei höherem Lehm- und/oder Humusanteil, wie in Lössgebieten häufig, besitzen die Böden eine hohe nutzbare Feldkapazität. Grobkörnige Auböden neigen jedoch zu einer raschen Austrocknung bei Wassermangel (vgl. BLUME et al. 2010). Die Auegebiete großer Flüsse zählen zu den wenigen stickstoffreichen Ökosystemen (vgl. BRANDES 1999).

3.5. Vegetation

Das Untersuchungsgebiet liegt, obwohl klimatisch und geologisch noch zum westlichen Mitteleuropa gehörend, in der Pannonischen Florenprovinz, die sich von Brünn über den Osten Wiens und die gesamte Ungarische Tiefebene erstreckt (vgl. BERGER 2011). Die Lebensräume der Donau-Auen umfassen Hangwälder, Auwald, Wiesen, Dämme, Heißländen sowie den Donaustrom mit seinen Neben- und Altarmen (vgl. NATIONALPARK DONAU-AUEN 2011-2013a). An den Schotterbänken der Donau wachsen niedrige Kräuter, dahinter kommen hochwüchsige Kräuter, die bei Hochwasser zu einer Akkumulation von Feinsedimenten beitragen. Die Ufervegetation ist relativ artenarm. An den Rändern der Altarme finden sich Röhricht-, Seggen- und Schilfvegetation. Die ersten

Gehölze nach der Ufervegetation finden sich in der Weichholzau. Sie besteht hauptsächlich aus lichtbedürftigen Weiden und Pappeln, deren Bestand nach der ersten Generation im Regelfall nicht erneuert wird. In den letzten Jahrzehnten dominiert hier der Eschen-Ahorn (*Acer negundo*). Die überalterten und zum Teil geschädigten Weichholzaue werden zunehmend von der Hartholzau abgelöst, deren typische Vertreter Stieleiche, Esche, Ulme, Winter-Linde, Feld-Ahorn und Hainbuche darstellen (vgl. BERGER 2011).

Auf den Flächen **HB** (siehe Abb. 13), die noch im Überschwemmungsgebiet liegen, finden sich vor allem Gehölzarten der Weichen Au (*Acer negundo*, *Populus alba*, *Populus nigra*, s. o.). Vereinzelt findet man auch die gewöhnliche Traubenkirsche (*Prunus padus*). Zudem weisen die Flächen verschiedene Dichte- und Altersstufen von *Robinia pseudoacacia* auf. Im Unterwuchs dominieren Schwarzer Holunder (*Sambucus nigra*), Bärlauch (*Allium ursinum*), Giersch (*Aegopodium podagraria*), Moschuskraut (*Adoxa moschatellina*) und Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria*).

Die Flächen **SR** (siehe Abb. 14) liegen hinter dem Damm und weisen den Hartholzau-Subtyp des Eichen-Eschen-Ulmenwalds auf. Dieser kommt im tiefer gelegenen, feuchteren Teil der harten Au mit schluffig-sandigen, frischen bis feuchten Lehmböden am Mittel- und Unterlauf von Fließgewässern vor (vgl. BÖHMER 1989). Die dominierenden Arten sind Esche (*Fraxinus excelsior*) und Berg-Ahorn (*Acer pseudoplatanus*), sowie Feldulme (*Ulmus minor*) und Stieleiche (*Quercus robur*). Die Flächen weisen zudem noch *Robinia pseudoacacia*, Echte Walnuss (*Juglans regia*), Rot-Esche (*Fraxinus pennsylvanica*), Feld-Ahorn (*Acer campestre*), Silberpappel (*Populus alba*), Hainbuche (*Carpinus betulus*) und Eingriffeligen Weißdorn (*Crataegus monogyna*) auf. In der Strauchschicht finden sich u. a. Traubenkirsche (*Prunus padus*), Roter Hartriegel (*Cornus sanguinea*), Schwarzer Holunder (*Sambucus nigra*), Kratzbeere (*Rubus caesius*), Waldrebe (*Clematis*) und Wilde Weinrebe (*Vitis vinifera* ssp. *sylvestris*). Die Krautschicht ist lokal stark differenziert und beheimatet z. B. Knoblauchrauke (*Alliaria petiolata*), Giersch (*Aegopodium podagraria*), Wald-Ziest (*Stachys sylvatica*), Echten Nelkenwurz (*Geum urbanum*), Vogel-Sternmiere (*Stellaria media*), Kletten-Labkraut (*Galium aparine*) sowie Aaronstab (*Arum*), Bärlauch (*Allium ursinum*), Gelbes Windröschen (*Anemone ranunculoides*), Vielblütige Weißwurz (*Polygonatum multiflorum*), Gefleckte Taubnessel (*Lamium maculatum*) und Schneeglöckchen (*Galanthus nivalis*).

Im Gegensatz zu einem ortstypischen Auwald besteht ein Robinienwald, wie er auf den Flächen **O1** (siehe Abb. 15) vorkommt, typischerweise aus lichtem, monotonem Gehölz mit artenarmem Unterwuchs, der in erster Linie aus stickstoffliebenden Arten besteht. Die Strauchschicht ist karg und wird von Schwarzem Holunder (*Sambucus nigra*) dominiert (vgl. BÖHMER 1989). Typische Arten der Krautschicht im Untersuchungsgebiet O1 sind zudem Efeu-Ehrenpreis (*Veronica hederifolia*) und Vogelmiere (*Stellaria media*), welche im Frühjahr dichte Bestände ausbilden. Weiters findet man Wald-Gelbstern (*Gagea lutea*), Schneeglöckchen (*Galanthus nivalis*), Scharbockskraut (*Ranunculus ficaria*), Große Brennnessel (*Urtica dioica*), Gefleckte Taubnessel (*Lamium maculatum*), Kletten-Labkraut (*Galium aparine*), Schöllkraut (*Chelidonium majus*) und Kleines Springkraut (*Impatiens parviflora*).

Die stickstoffreiche Laubstreu führt zu einer hohen Dichte und Aktivität der Bodenmikroorganismen, was zusammen mit der starken Durchwurzelung der obersten Bodenschicht den auffällig weichen und lockeren Boden in Robinienbeständen bedingt. Die Stickstoffanreicherung führt vermutlich zu einer Vermehrung von stickstoffliebenden Unkräutern, wobei nicht auszuschließen ist, dass die allelopathischen Stoffe der Robinie (siehe Kap. 2.2) die Ursache für das Auftreten von nur wenigen nitrophilen Arten sind (vgl. BÖHMER et al. 1989 und ROLOFF 2010).

Das gleich an O1 anschließende Areal **O2** (siehe Abb. 16) wird durch einen dichten Stieleichen-Hainbuchen-Bestand (*Quercus robur*, *Carpinus betulus*) charakterisiert. Die Flächen weisen keine Strauchschicht und nur einige wenige, sporadisch auftretende Individuen in der Krautschicht auf. Dies ist vermutlich auf die dichte Beschattung zurückzuführen, welche die Kraut- und Strauchschicht an den Rand des Waldbestands verdrängt (vgl. BÖHMER et al. 1989). Da sowohl der Robinien- als auch der Hainbuchen-Eichen-Bestand intensiv aufgeforstet wurden, weisen die Flächen O1 und O2 jeweils eine homogene Altersstruktur auf.



Abbildung 13 Areal HB



Abbildung 14 Areal SR



Abbildung 15 Areal O1



Abbildung 16 Areal O2

3.6. Landnutzung

Laut der Internationalen Union zum Schutz der Natur und der natürlichen Ressourcen (IUCN) ist ein Nationalpark ein Gebiet, das

„zum Schutz von Ökosystemen und zu Erholungszwecken für Natur und Mensch verwaltet wird. Nationalparks sind grundsätzlich für die Öffentlichkeit zugänglich – die Erholung beruht vor allem darauf, unberührte Natur vorzufinden und zu erleben. Zu den weiteren Zielen und Aufgaben, die im Nationalpark verfolgt werden, zählen wissenschaftliche Forschung, Bildung, Schutz der Wildnis sowie jener der natürlichen Schönheit und der heimischen Kulturgüter“ (NATIONALPARKS AUSTRIA Zugriff: 22.12.2012).

Das Gebiet der Donau-Auen stromabwärts von Wien wurde 1996 zum Nationalpark erklärt und umfasst heute eine Gesamtfläche von mehr als 9.300 Hektar, wovon ca. 65 % aus Auwald, 15 % aus Wiesen und 20 % aus Wasserflächen bestehen. Zusätzliche Flächenerweiterungen sind in Planung. Der Nationalpark ist in verschiedene Zonen unterteilt: In der Naturzone sind jedwede wirtschaftliche Nutzung und jeglicher Eingriff in die Natur, den Naturhaushalt und das Landschaftsbild untersagt. Vorübergehende Managementmaßnahmen zur Förderung natürlicher Entwicklungen sind jedoch erlaubt. In der daran angrenzenden Naturzone mit Managementmaßnahmen sind lediglich Maßnahmen im Dienste der Naturschutzziele gestattet. Die Außenzone umfasst Sonderbereiche wie Wasserstraßen, Äcker oder den Hochwasserschutzdamm und beinhaltet den Fremdenverkehrs- und Verwaltungsbereich (vgl. NATIONALPARK DONAU-AUEN 2011-2013d).

Der Managementplan des Nationalparks (niederösterreichischer Teil) für die Jahre 2009-2018 (NÖ Nationalparkgesetz § 10 Abs. 2) schreibt diverse Richtlinien für waldbauliche Maßnahmen in Bezug auf Neophyten in der Naturzone vor:

„Bestände, in denen neophytische Baumarten mit geringer Ausbreitungstendenz dominieren, können nach Maßgabe naturschutzfachlicher Notwendigkeit umgewandelt werden. Bestandsbildende neophytische Baumarten mit hoher Ausbreitungstendenz (z. B. Robinie, Götterbaum, Eschenahorn [sic!], Pennsylvanische Esche) sollen nach Maßgabe naturschutzfachlicher Notwendigkeit sowie unter Berücksichtigung verfügbarer finanzieller Mittel zurückgedrängt bzw. deren weitere Ausbreitung hintangehalten werden“ (NATIONALPARK DONAU-AUEN 2011-2013b).

Robinia pseudoacacia wurde im Gebiet des heutigen Nationalparks einst zu Forstzwecken und als Bienenweide angepflanzt und vermehrte sich danach selbstständig durch Wurzelbrut und Samen. Seit der Errichtung des Nationalparks wird aus den oben genannten Gründen eine Eindämmung forciert. Dafür wird der Baum im Rahmen der Brennholznutzung verstärkt aus den Beständen genommen. Das Ringeln – eine Technik, bei der durch gezielte Beschädigung des Kambiums ein langsames Absterben des Baumes erzielt und damit das Wiederaustreiben verhindert wird – findet im Nationalpark zwar zu Versuchszwecken, jedoch noch nicht in großem Maßstab, wie etwa bei der Bekämpfung des Götterbaums oder des Eschen-Ahorns, statt (Quelle: persönliche Mitteilung von Dipl.-Ing. Bernhard Posch, ÖBf, 11.02.2013).

4. Methodik

Im folgenden Abschnitt sollen nun die Methoden der Datenaufnahme und -verarbeitung näher erläutert werden.

4.1. Datenaufnahme im Gelände

4.1.1. *Auswahl und Beschreibung der Untersuchungsflächen*

Um ökologische Veränderungen über einen längeren Zeitraum zu beobachten, sind unterschiedliche Methoden zulässig. Beispielsweise können Dauerbeobachtungsflächen errichtet werden, die über mehrere Jahre regelmäßig kontrolliert werden. Für den zeitlichen Rahmen einer Masterarbeit schien jedoch die so genannte 'Space-for-Time Substitution' vorteilhaft (vgl. PICKETT 1989). Hierfür wurden Flächen mit unterschiedlich alten Robinienbeständen untersucht und aus den Ergebnissen auf deren Veränderung und Entwicklung geschlossen. Für die vorliegende Studie in den Donau-Auen wurden vier Areale (SR, O1, O2, HB) ausgewählt. Um die Beeinflussung durch diverse abiotische Standortparameter (siehe Kap. 2.3.) weitgehend auszuschließen, wurde darauf geachtet, dass der Boden, die Lage im Raum und die Exposition der Flächen innerhalb der vier Areale jeweils möglichst homogen und damit vergleichbar waren (vgl. REICHELT & WILMANN 1973).

Da durch den Einfluss regelmäßiger Überschwemmungen bzw. durch die Zu- und Abfuhr fester und gelöster Stoffe eine eventuelle Verfälschung der Messergebnisse zu befürchten war (vgl. BLUME et al. 2010), wurde die Mehrzahl der Untersuchungsflächen (SR, O1, O2) hinter dem Hochwasserschutzdamm errichtet. Um zusätzlich die Verhältnisse bzw. Unterschiede im Überschwemmungsgebiet abschätzen zu können, wurden jedoch auch einige Flächen (HB) auf ungeschützten Standorten errichtet. Jede der insgesamt 34 Untersuchungsflächen besteht aus einem Kreis mit einem Radius von 10 m. Dies schien hinsichtlich der wiederholten Vegetationsausnahmen sowie der leichteren Markierung von nur einem (zentralen) Baum gegenüber einer quadratischen Untersuchungsfläche mit vier Markierungspunkten von Vorteil zu sein.

In SR wurden im gemischten Baumbestand (siehe Kap. 3.5.) 18 Untersuchungsflächen mit verschiedenen Alters- und Dichtestufen von *Robinia pseudoacacia* errichtet. In O wurden zwei Extremstandorte (O1: Robinienwald, O2: Eichen-Hainbuchen-Wald) mit je fünf Untersuchungsflächen direkt nebeneinander untersucht. Sowohl SR als auch O1/O2 liegen hinter dem Damm und sind daher keinen regelmäßigen Überschwemmungen ausgesetzt. Die sechs Flächen in HB liegen als einzige im Überschwemmungsgebiet. Auch hier finden sich im Mischwald verschiedene Dichte- und Altersstufen von Robinien. Durch den Standort sind hier sandigere Böden zu finden als an den Standorten in SR und O1/O2. Dieser Umstand muss bei der statistischen Auswertung und Interpretation der Ergebnisse berücksichtigt werden.

4.1.2. Aufnahme der Vegetation

Da die reale Vegetation als zeitliche und räumliche Gesamtheit aus quantitativen Gründen nicht vollständig erfasst werden konnte, wurde die Realität mittels Stichproben aus der Grundgesamtheit modellartig beschrieben (vgl. KREEB 1983). Die korrekte Auswahl dieser Stichproben ist daher grundlegend für ein zuverlässiges Ergebnis und wurde folgendermaßen vorgenommen. Die Vegetationsaufnahmen wurden zweifach durchgeführt, um auch die Frühlingsgeophyten zu berücksichtigen (vgl. REICHEL & WILMANN 1983). Im Frühjahr (zweite Aprilhälfte 2012) wurde zunächst nur die teilweise schnell verblühende Krautschicht aufgenommen. Hierfür wurde ein Holzquadrat (1x1 m), mehrfach zufällig verteilt, auf der Fläche ausgelegt (siehe Abb. 17) und die darin vorgefundenen Arten dokumentiert. Dieser Vorgang wurde so lange wiederholt, bis keine neue Art mehr entdeckt wurde. Das Verfahren beruht auf dem sogenannten Minimum-Areal-Prinzip (vgl. TREMP 2005), nach dem die Zunahme der Artenzahl pro Aufnahme­fläche mit zunehmender Größe letzterer, auf zwei Achsen aufgetragen, eine Sättigungskurve abbildet. In Abb. 18 ist diese Kurve für unterschiedliche Vegetationstypen aufgetragen, wobei Kurve 1 einen sehr artenarmen und Kurve 4 einen sehr artenreichen Vegetationstyp darstellt. Die als 'F' markierten Werte auf der x-Achse bilden dabei die von der Artenzahl abhängige optimale Größe der jeweiligen Untersuchungsfläche ab.

Im Sommer (erste Julihälfte 2012) erfolgte die Gesamtaufnahme der Kraut-, Strauch- und Baumschicht. Aufgrund der sehr heterogenen Verteilung der Krautschicht (Inseln einzelner Bestände) wurde bei den Sommeraufnahmen auf die Quadrate verzichtet und die Abundanz bzw. der Deckungsgrad der Arten der Krautschicht, genauso wie die der Sträucher und Bäume, jeweils für die gesamte Fläche geschätzt (vgl. REICHELT & WILMANN 1973).

Für die Vegetationsaufnahmen wurde eine erweiterte Braun-Blanquet-Skala (vgl. BRAUN-BLANQUET 1964; DIERSCHKE 1994 und REICHELT & WILMANN 1973) mit Abundanz (Individuenzahl) und Dominanz (eigentlicher Deckungsgrad) verwendet (siehe Tab. 1).

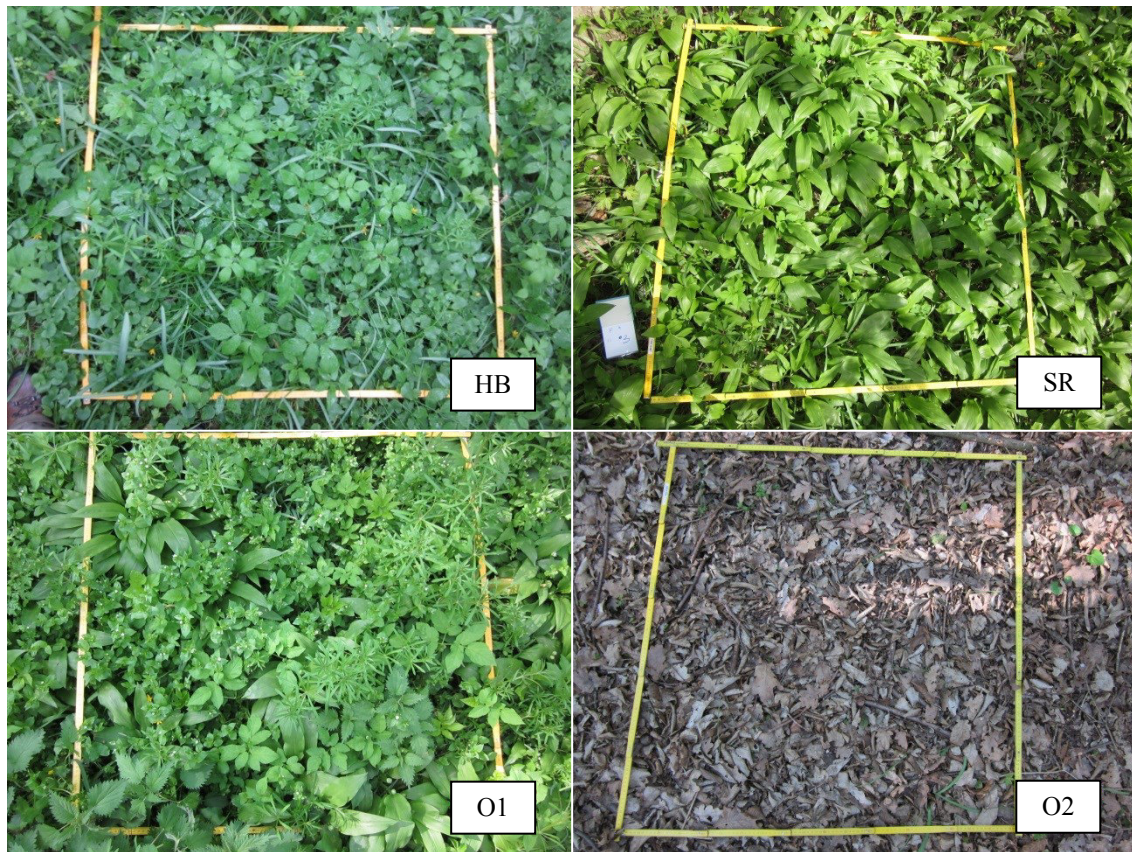


Abbildung 17 Frühjahrsaufnahmen der Krautschicht (20.-25.04.2013)

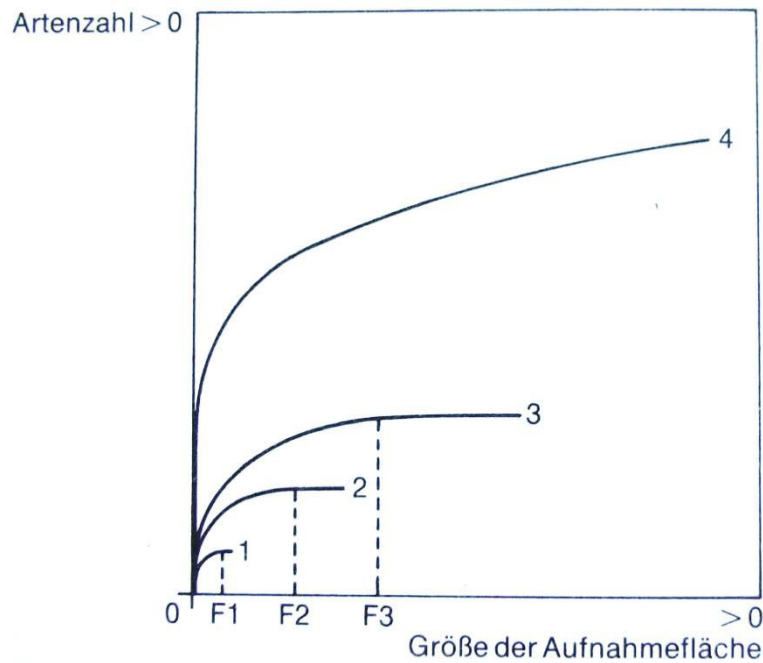


Abbildung 18 Schematische Darstellung der Größenfindung der Aufnahme­fläche bei unterschiedlichen Vegetationstypen (1 = artenarme Felsflur, 2 = Wiese, 3 = artenreiche mitteleuropäische Wälder, 4 = tropische Regenwälder)

(Quelle: verändert nach KREEB 1983)

Tabelle 1 Braun-Blanquet-Skala (erweitert)

Symbol	Individuenanzahl	Deckungsgradspanne	Mittelwert
r	selten-1 Exemplar	< 1 %	0,01
+	wenige (2-5 Exemplare)	< 1 %	0,5
1	viele (6-50 Exemplare)	< 5 %	2,5
2a	beliebig	5-15 %	4
2b	beliebig	16-25 %	10
2m	> 50 Exemplare	bis 5 %	20
3	beliebig	25-50 %	37,5
4	beliebig	51-75 %	62,5
5	beliebig	76-100 %	87,5

Für die Bestimmung der Arten wurde ein Herbarium angelegt und die Exkursionsflora von FISCHER (2008) sowie Bestimmungsbücher von AICHELE et al. (1986), GRAU et al. (1990), HARRIS (1987), HECKER (2000), MÜNKER et al. (1982) und SCHAUER et al. (1983) herangezogen. Letzte Unsicherheiten wurden dankenswerterweise mit Hilfe des Botanikers Dr. Franz Essl geklärt.

Die Robinienbestände wurden je nach Alter und Dichte der Bestände in Kategorien eingeteilt. Dafür wurde das Alter der Bäume anhand ihres Stammdurchmessers auf Brusthöhe geschätzt sowie die Individuen pro Fläche gezählt (siehe Tab. 2). Abgeschnittene Exemplare, die mehrere Stammaustriebe aufwiesen, wurden jeweils als nur ein Individuum gezählt. Eine genaue Bestimmung des Alters war bei diesen Bäumen jedoch nicht möglich. Da auf den Flächen zudem kaum gleichaltrige Bestände, sondern stets mehrere Robinien unterschiedlicher Altersstufen zu finden waren, gestaltete sich die Einteilung der Altersklassen als schwierig. Sie entsprechen daher näherungsweisen Durchschnittswerten (1 = jung, 2 = mittel und 3 = alt). Die Dichtekategorien hingegen waren klar abgrenzbar: 0 = keine Robinien, 1 = wenige Robinien, 2 = mittel, 3 = viele.

Tabelle 2 Robinien-Kategorien von Alter und Dichte

KATEGORIE	0	1	2	3
ALTER	keine	jung ($< 20\text{cm } \varnothing$)	mittel ($20\text{-}45\text{cm } \varnothing$)	alt ($>45\text{cm } \varnothing$)
DICHTE	keine	< 5 Exemplare	5-15 Exemplare	> 15 Exemplare

Bei der Betrachtung der Untersuchungsflächen fiel auf, dass sich die Lichtverfügbarkeit unter Robinien besonders im Frühjahr stark von der unter anderen Gehölzarten unterschied. Dieser Umstand ist auf den späten Laubaustrieb der Robinien und der damit verbundenen geringeren Abschirmung der Sonneneinstrahlung zurückzuführen (siehe Kap. 2.2). Auch im Sommer spenden die zarten Blätter des Baumes wenig Schatten (siehe Abb. 19).

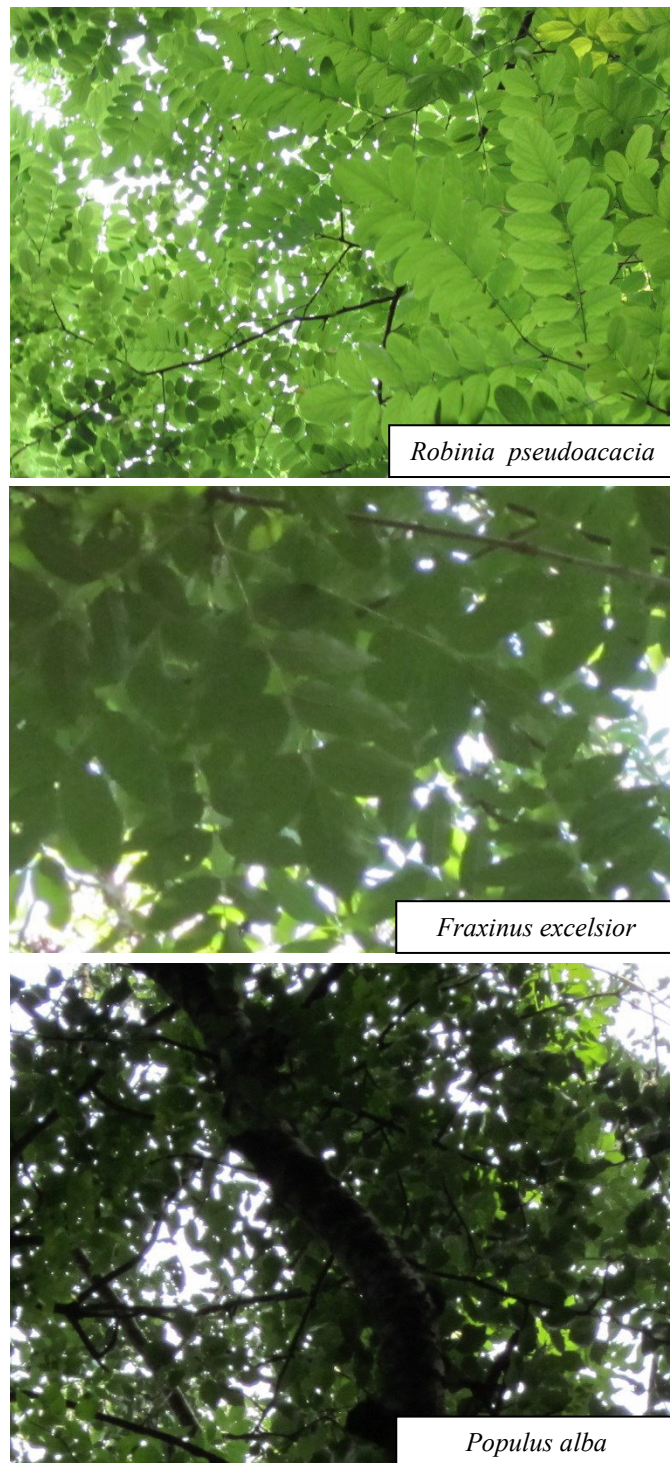


Abbildung 19 Lichtabschirmung verschiedener Laubbäume

Da vermutet werden konnte, dass sich dies auf die Artenzusammensetzung der Krautschicht auswirkt, muss der Faktor der Strahlungsintensität (neben dem Faktor Stickstoff) ebenfalls als möglicher Einfluss der Robinie auf die Bodenvegetation in Betracht gezogen werden. Da für die Zusammensetzung der Pflanzendecke sowohl Beschaffenheit und Nährstoffgehalt des Bodens als auch Wasser- und Lichtverfügbarkeit eine wichtige Rolle spielen, lassen sich aus den Ansprüchen der vorhandenen Arten Rückschlüsse auf die Standortbedingungen ziehen (vgl. ELLENBERG et al. 1992). Für die vorliegende Arbeit sind dabei vor allem der Stickstoffgehalt und die Lichtverfügbarkeit von zentralem Interesse, da davon ausgegangen werden kann, dass diese Faktoren durch die Robinie beeinflusst werden. Die Stickstoffwerte des Bodens wurden im Rahmen der Untersuchung analytisch quantifiziert. Da es sich bei der Menge des pflanzenverfügbaren Stickstoffs jedoch um eine Größe handelt, die, bedingt durch die ständige mikrobielle Umsetzung, starken Schwankungen unterliegt (vgl. WALTER 1960), schien die zusätzliche Untersuchung der Bodenvegetation im Hinblick auf die Stickstoffansprüche der vorkommenden Arten sinnvoll. Für die Analysen wurden die Zeigerwerte nach Ellenberg herangezogen. Diese stellen eine Weiterentwicklung des Konzeptes der ökologischen Artengruppen dar (vgl. ELLENBERG et al. 1992) und geben Hinweise auf die Größenordnung der direkt wirksamen Umweltfaktoren (vgl. TREMP 2005). Als Bioindikatoren wurden Arten mit speziellen Standortansprüchen und mittlerer bis hoher Stetigkeit ausgewählt. Seltene Arten oder solche, die nur auf einem Gebiet (z. B. nur in HB) vorkamen, wurden nicht berücksichtigt, da ihr Vorkommen als zufällig angesehen werden kann bzw. nicht eindeutig auf ihren Licht- oder Stickstoffanspruch schließen lässt. Ähnliches gilt für Arten, die zu regelmäßig vorkommen (vgl. KREEB 1983).

Die Vegetationsaufnahmen wurden je nach Beeinflussung durch die Robinie in drei Gruppen geteilt: III = viele Robinien (>10 Individuen), II = 1-10 Robinien, I = keine Robinien. Danach wurden die kumulierten Deckungsprozente der Arten je Gruppe miteinander verglichen um festzustellen, ob eine Art mit steigender Robinienbeeinflussung häufiger oder seltener vorkommt bzw. ob kein Einfluss feststellbar ist.

4.1.3. Bodenprobenahme

Um die Bodenverhältnisse näher zu bestimmen, wurden gemäß ÖNORM L 1059 Bodenproben genommen. Dafür wurden auf jeder Fläche mittels Pürckhauer (Hohlbohrer) zehn Einstiche durchgeführt und aus dem pflanzenverfügbaren Bereich (obere 40 cm) Material entnommen. Dieses wurde in einem Behälter vermengt und daraus eine Mischprobe (rund 500 g) entnommen. Der vorgeschriebene Mindestabstand zu anderen Untersuchungsflächen, Wegen und Fahrspuren (5 m) sowie zum Baumfuß (1 m) wurde eingehalten. Die Mischproben wurden im Gelände sofort luftdicht in Plastiksäckchen verpackt und in einer Kühltasche ins Labor transportiert (siehe Abb. 20).



Abbildung 20 Bodenprobenahme (27.07.2012)

4.2. Laboranalyse

Um die Auswirkungen der Robinie auf die Nährstoffverhältnisse im Boden zu untersuchen, wurden die Kohlenstoff- und Stickstoffgehalte (mineralischer Stickstoff und Gesamtstickstoff) gemessen. Die zusätzlichen Messwerte (Korngrößenverteilung, Wassergehalt, pH-Wert) dienen dem Nachweis der Vergleichbarkeit der Bodenproben.

Die Analysen wurden großteils im Physiogeographischen Labor der Universität Wien durchgeführt. Eine Ausnahme bildete die Bestimmung des C/N-Verhältnisses (Gesamtstickstoff- und Kohlenstoffgehalt), welche am Institut für Umweltgeowissenschaften er-

folgte. Innerhalb von 24 Stunden nach der Probenahme wurden die reaktiven Bestandteile (Nitrat, Ammonium) der frischen Proben gemessen. Die verbleibende Probenmasse wurde luftgetrocknet. Bis auf die Korngrößenverteilung wurden alle Analysen mit Feinboden (<2mm) durchgeführt. Eine Siebung zeigte jedoch, dass keine größeren Bestandteile (Bodenskelett) in den Proben enthalten waren. Sichtbare Wurzeln und Kleintiere (Schnecken, Würmer, Käfer etc.) wurden vor dem Trocknen entfernt.

4.2.1. Nitrat

Bei der Analyse im Elementar-Gerät kann der Gesamtstickstoff bestimmt werden (siehe Kap. 4.2.5.). Dieser ist zwar für die Berechnung des C/N-Verhältnisses notwendig, sagt jedoch wenig über den Gehalt an pflanzenverfügbarem (mineralischem) Stickstoff im Boden aus.

„Es hat sich [...] gezeigt, daß [sic!] eine chemische Gesamt- oder Pauschanalyse [...] noch nichts darüber aussagt, welche Stoffmengen in pflanzenverfügbarer Form vorliegen“ (BAUMEISTER 1952).

Aus diesem Grund wurde der anorganische/mineralische Stickstoffgehalt des Bodens mittels Nitrat- und Ammonium-Analyse bestimmt. Die Messung erfolgte angelehnt an die ÖNORM L 1091 nach einer Durchführungsanleitung von Ass.-Prof. Mag. Dr. Wilfried Körner (Institut für Umweltgeowissenschaften Universität Wien). Die Bodenproben wurden wegen der Reaktivität des Stickstoffs unter Ausschluss von Luftsauerstoff in Kunststoffsäckchen verpackt und gekühlt innerhalb von 24 Stunden ins Labor gebracht. Dort wurde sie umgehend durch ein Sieb mit der Maschenweite 5 mm gedrückt, 62,5 g davon in eine große Schüttelflasche (1000 ml Fassungsvermögen) eingewogen und mit 250 ml Extraktionslösung (CaCl_2 , 0,125 molar) versetzt. Die Lösung wurde eine Stunde im Überkopfschüttler durchgemischt und anschließend filtriert (siehe Abb. 21a). Das erste Filtrat musste jeweils verworfen werden, um Verunreinigungen durch Filterpapier oder Trichter auszuschließen. Der so gewonnene Extrakt ist stabil und kann einige Tage gekühlt aufbewahrt werden.

Weitere Reagenzien, die für die Analyse nötig waren, wurden wie folgt hergestellt: Natrium-Salicylat (0,3 g in 50 ml entionisiertem Wasser) und Natrium-Kalium-Tartrat-Natriumhydroxid-Lösung (60 g NaK-Tartrat + 400 g NaOH-Plätzchen in 1000 ml entio-

nisiertem Wasser). Für die Analyse wurden zudem verschiedene Nitrat-Standardlösungen mit den Konzentrationen 0,2 / 0,5 / 1 / 2,5 / 10 mg/l hergestellt, um eine Eichkurve zu erstellen. Hierzu wurde die 1000 mg/l-Standardlösung 1:100 mit Reinstwasser verdünnt und davon je 0,2 ml, 0,5 ml, 1 ml, 2,5 ml und 10 ml in einen Kolben pipettiert. Zur weiteren Analyse wurden je 50 ml der Probenextrakte, die Standardlösungen in den zuvor beschriebenen Mengen sowie eine Blindprobe mit Reinstwasser in ein Schraubglas überführt, je 1 ml Natrium-Salicylat-Lösung hinzugegeben und die Lösung über Nacht bei 105 °C in den Trockenschrank gegeben. Am nächsten Tag wurde nach dem Abkühlen je 2 ml konzentrierter Schwefelsäure hinzugefügt und das Glas vorsichtig geschwenkt, bis sich alle Reste gelöst hatten. Nach ca. 10 min wurden vorsichtig 15 ml entionisiertes Wasser hinzugegeben sowie nach abermaligem Abkühlen 15 ml NaK-Tartrat-NaOH beigemischt.

Die fertige, gelb gefärbte Lösung wurde direkt in Cuvetten gefüllt (siehe Abb. 21b) und nach ca. 15 min. bei 420 Nanometern (nm) im Photometer (PERKIN ELMER UV/VIS Spectrometer Lambda 2) gemessen. Dieses stellt die Konzentration des zuvor chemisch eingefärbten Nitrats fest, indem es einen Lichtstrahl durch die Probe schickt, die Lichtauslöschung misst und diesen Wert mit den zuvor festgelegten Werten der Eichkurve vergleicht. Da die gemessenen Werte weit über denen der konzentriertesten Standardlösung lagen, wurde nachträglich nochmals eine Standardlösung mit 20 mg/l gemessen, um zu überprüfen, ob sich die Eichkurve in diesem Bereich noch linear verhält. Da dies der Fall war, mussten die Extrakte nicht verdünnt werden.

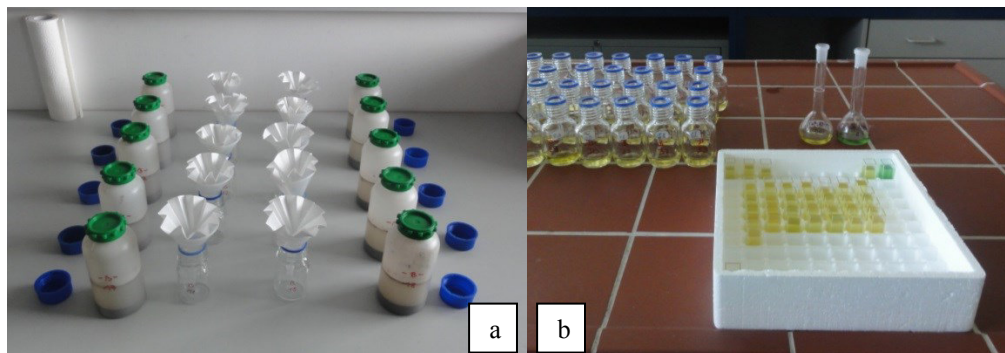


Abbildung 21 Nitratanalyse

4.2.2. *Ammonium*

Die Herstellung des Extrakts für die Ammoniumanalyse glich jener für die Nitratanalyse. Es wurden Ammonium-Standardlösungen (0,2 / 0,5 / 1 / 2,5 / 10 mg/l) für die Eichkurve hergestellt. Zu diesem Zweck wurde eine Nitratstandardlösung (1000 mg/l) im jeweiligen Verhältnis mit Reinstwasser verdünnt. Die benötigten Reagenzien wurden wie folgt hergestellt: Salicylat/Citrat-Lösung (7,5 g Na-Salicylat + 7,5 g Na-Citrat + 40 ml entionisiertes Wasser + 0,07 g Nitroprussid mischen, mit entionisiertem Wasser auf 50 ml auffüllen), Reagenz 2 (6,4 g NaOH-Plätzchen in 100 ml entionisiertem Wasser lösen. Davon 25 ml + 0,1 g Di-Chlor-Isocyanursäure. Mit entionisiertem Wasser auf 50 ml auffüllen). Für die Analyse wurden je 10 ml des Probenextrakts bzw. der Standardlösungen und der Blindprobe in ein 50-ml-Schraubglas überführt und 1 ml Salicylat/Citrat-Lösung sowie 1 ml des Reagenzes 2 hinzugegeben. Die Lösung wurde direkt in die Cuvetten überführt und nach ca. 30 min bei 668 nm im Photometer gemessen.

4.2.3. *Korngrößenverteilung*

Die Größe der Bodenpartikel ist für die darauf wachsenden Pflanzen von essentieller Bedeutung, da die Körnung Einfluss auf die Eigenschaften und Ertragsfähigkeit der Böden hat. Sandböden weisen günstige physikalische Eigenschaften – wie gute Wasserdurchlässigkeit und gute Durchlüftung – auf, besitzen jedoch nur einen geringen Gehalt an nativen Nährstoffen sowie ein geringes Adsorptionsvermögen für K- und NH_4 -Ionen. Zudem weisen sie eine geringe Wasserhaltekapazität auf, was zu einer leichteren Auswaschung von Nitrat und Ammonium führt (siehe Kap. 2.3). Das feine Porenvolumen von Ton bzw. die große spezifische Oberfläche der Tonminerale stehen hingegen im Zusammenhang mit einem guten Adsorptionsvermögen von Nährstoffen, bewirken jedoch auch eine schlechte Wasserführung, Durchlüftung und Durchwurzelbarkeit dieser Böden. Zudem kann das starke Quellen und Schrumpfen der Tonminerale die Pflanzenwurzeln beschädigen. Schluff- und Lehm Böden haben meist die günstigste Kombination aus physikalischen und chemischen Eigenschaften, da sie sowohl einen hohen Gehalt an nativen Nährstoffen als auch einen ausgeglichenen Luft- und Wasserhaushalt aufweisen (vgl. BLUME et al. 2010).

Die Korngrößenfraktionierung erfolgte nach ÖNORM L 1061-2. Hierfür wurden zunächst 15 g der luftgetrockneten Probe in ein 100 ml-Glasfläschchen eingewogen und mit entionisiertem Wasser bis ca. 80 ml aufgefüllt. Die Fläschchen wurden sechs Stunden im Überkopfschüttler bewegt und der Inhalt dann mithilfe eines Gummiwischers durch ein Sieb mit einer Maschenweite von 65 µm in ein Becherglas gewaschen. Der Siebrückstand (Korngrößen > 63 µm) wurde in ein Porzellanschälchen überführt und nach dem Trocknen mittels Siebung (0,63 mm, 0,2 mm, 0,063 mm) in Grobsand, Mittelsand und Feinsand unterteilt.

Die Partikeln im Becherglas (Durchmesser < 63 µm) wurden mittels Pipettierung in Schluff und Ton fraktioniert. Auf die Humuszerstörung mit Wasserstoffperoxid konnte aufgrund des relativ geringen Humusgehalts (< 5 %) verzichtet werden (vgl. ÖNORM L 1061-2). Dies schien auch im Hinblick auf die Vergleichbarkeit der Proben von Vorteil zu sein. Um die Bodenaggregate in ihre Primärteilchen zu zerlegen, wurde eine Dispergierlösung (Tetranatriumdiphosphat-Lösung, $\text{Na}_4\text{P}_2\text{O}_7$, 44,608 g in 1000 ml) hinzugegeben und die Suspension durch Rühren homogenisiert. Anschließend wurde sie verlustfrei in einen 1000-ml-Standzylinder überführt und über Nacht stehen gelassen. Dabei wurde darauf geachtet, dass alle am nächsten Tag für die Pipettierung benötigten Flüssigkeiten (inklusive entionisiertem Spülwasser) im selben Raum (Klimaraum) bereitstanden, damit eine einheitliche Temperatur sichergestellt werden konnte. Am nächsten Tag wurden die Standzylinder mit dem bereitstehenden entionisierten Wasser auf 1000 ml aufgefüllt und mit der Pipettierung begonnen. Diese muss erschütterungsfrei und bei konstanter Temperatur (18-30 °C) durchgeführt werden. Der Inhalt der Standzylinder wurde zunächst abermals aufgerührt (homogenisiert). Anschließend wurde mittels einer Pipette nach Köhn bei einer Eintauchtiefe von 100 mm in bestimmten Zeitabständen (Fallzeiten der Masseteilchen je nach Raumtemperatur, siehe ÖNORM L 1061-2) je 20 ml Suspension entnommen. Diese wurde in ein gewogenes Schälchen überführt und bei 105 °C bis zur Massekonstanz getrocknet. Abschließend wurde die Probe im Exsikkator abgekühlt und auf einer Analysewaage gewogen.

4.2.4. *pH-Wert*

Der pH-Wert dient als Intensitätsmaß der Bodenacidität und wird durch den negativen Logarithmus der Wasserstoffionenkonzentration (H^+) bzw. der Wasserstoffionenaktivität definiert. Böden mit einem pH-Wert unter 7 werden als sauer, Böden mit einem pH-Wert über 7 als alkalisch bezeichnet. Der pH-Wert wirkt sich sowohl auf die chemischen als auch auf die physikalischen und biologischen Eigenschaften des Bodens und damit auch auf das Pflanzenwachstum aus. Der optimale pH-Wert eines Bodens hängt dabei von seinem Tongehalt, der Menge an organischer Substanz sowie von der Nährstoffverfügbarkeit ab (vgl. BLUME et al. 2010).

Für die pH-Wert-Messung wurden 20 g luftgetrockneter Probe (< 2 mm) mit 50 ml Calciumchlorid ($CaCl_2$, 0,125 Mol pro Liter (mol/l)) versetzt und im Überkopfschüttler zwei Stunden lang gemischt. Nach 30 Minuten Ruhezeit wurde die Probe nochmals aufgeschüttelt und mit dem frisch geeichten pH-Messgerät (WTW 720 pH Meter) analysiert. Zwischen zwei Messungen wurde die Elektrode des Geräts mit destilliertem Wasser gespült. Luftdruck und -temperatur wurden notiert, um die Messergebnisse laut der dem Gerät beiliegenden Tabelle zu korrigieren.

4.2.5. *C/N (Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis)*

Da die Mikroorganismen, die für die Mineralisierung des Stickstoffs im Boden zuständig sind, für diesen Prozess Kohlenstoff benötigen, kann das Verhältnis von Kohlenstoff zu Stickstoff als Zeichen für den Grad der biologischen Aktivität gewertet werden. Böden mit hoher biologischer Aktivität weisen demnach niedrigere C/N-Verhältnisse auf (vgl. BLUME et al. 2010).

Für die Analyse wurden 10 g luftgetrockneter Probe (< 2 mm) fein gemörsert und mechanisch homogenisiert. Davon wurde 1 g in das Gerät (Elementar vario MACRO) gegeben. Die Gehalte von Kohlenstoff, Stickstoff, Wasserstoff und Schwefel (C/N/H/S) werden darin vollautomatisch gemessen, indem die Probe zunächst mit Helium gespült und im Verbrennungsrohr unter Zugabe von Sauerstoff bei 1100 °C verbrannt wird.

4.2.6. Wassergehalt

Der Wassergehalt der Proben wurde gravimetrisch nach ÖNORM L 1062 bestimmt, indem die frische Probe gewogen, dann bei 105 °C getrocknet und die trockene Probe abermals gewogen wurde. Mithilfe der so berechneten Massendifferenz zwischen der frischen Probe (P_f) und der trockenen Probe (P_{atro}) wurden der Wassergehalt in Gramm (WG_g) sowie weiters der prozentuelle Wassergehalt der Probe ($WG_{\%}$) bestimmt:

$$P_f - P_{atro} = WG_g$$

$$WG_{\%} = (100 * WG_g) / P_f$$

4.3. Aufbereitung der Daten

4.3.1. Bodendaten

Die Ergebnisse der Pipettierung wurden auf Basis des folgenden Prinzips berechnet: Im jeweils entnommenen Suspensionsvolumen sind alle Teilchen enthalten, die kleiner als die der Fallzeit entsprechenden Korngröße sind (vgl. ÖNORM L 1061-2). Bei der ersten Entnahme direkt nach der Homogenisierung der Suspension waren demnach der gesamte Ton und Schluff in ihr enthalten, bei der zweiten Entnahme nach 7 h 5 min 3 s (entsprechend 24 °C Raumtemperatur) nur mehr der Ton, da sich der Schluffanteil bereits abgesetzt hatte. Letzterer ließ sich aus der Differenz der Massen (erste abzüglich zweiter Probenentnahme) ermitteln:

$$Masse (Schluff) = Masse (Schluff + Sand) - Masse (Sand)$$

Durch Rückrechnen der Teilmenge (20 ml entnommene Suspension) auf die Gesamtmenge (1000 ml im Standzylinder) und Abzug der Masse des hinzugefügten $Na_4P_2O_7$ (Dispergiermittel) konnte errechnet werden, wieviel Ton bzw. Schluff in den ursprünglich eingewogenen 15 g Bodenprobe enthalten waren (vgl. ÖNORM L 1061-2). Der Anteil

der jeweiligen Korngröße (KG) in Prozent entspricht dabei der Masse aller Körner der Korngrößenklasse (m_{KG}) in Gramm minus der Masse des Dispergiermittels in der entnommenen Flüssigkeitsmenge (m_D) in Gramm multipliziert mit dem Faktor f_1 (100 dividiert durch die Probeneinwaage in Gramm, multipliziert mit dem Dispergiervolumen, dividiert durch das Pipettenvolumen):

$$KG = (m_{KG} - m_D) * f_1$$

Die Umrechnung der Konzentration von mg/l in mg/kg erfolgte mittels folgender Formel:

$$\text{Konzentration} \left(\frac{mg}{kg} \right) = \frac{\text{Konzentration} \left(\frac{mg}{l} \right) * \text{Extraktionslösung} (ml)}{\text{Einwaage} (mg)}$$

Die Korrektur der Korngrößenklassen erfolgte, indem der Fehlerwert (Differenz zu 100 %) gleichmäßig auf alle Korngrößenklassen verteilt wurde (vgl. ÖNORM L 1061-2).

4.3.2. *Vegetationsdaten*

Um die Auswirkungen der Robinien auf die Vegetation zu beschreiben, wurden Vegetationsaufnahmen durchgeführt. Dabei lag das Augenmerk auf den Kraut- und Straucharten, da die Gehölze im Gebiet einerseits künstlich aufgeforstet wurden und daher keiner natürlichen Verbreitung unterliegen, und zum anderen krautige Arten besser in der Lage sind, Nitrat zu nutzen als Holzgewächse (vgl. SCHULZE et al. 2002). Die Baumarten wurden daher in jedem Datensatz, welcher als Berechnungsgrundlage für die folgenden statistischen Analysen diente, nicht berücksichtigt.

Die Frühjahrs- und Sommeraufnahmen wurden in einer Tabelle zusammengeführt. Waren Arten sowohl in den Frühjahrs- als auch in den Sommeraufnahmen vorhanden, wurde der höhere Deckungsgrad verwendet, um die doppelte Aufnahme von Exemplaren zu verhin-

dern. Kamen Arten sowohl in der Kraut- als auch in der Strauchschicht vor, so wurden die Deckungsprozente addiert.

Bei der Analyse der Standortansprüche wurden nur jene 30 Arten berücksichtigt, die eine mittlere bis hohe Stetigkeit aufwiesen (siehe Kap. 5.1.). Da von anspruchslosen Gewächsen wenig Information bezüglich veränderter Umwelteinflüsse zu erwarten war, wurden einige Arten ausgewählt, die spezielle Standortansprüche bezüglich Stickstoff oder Licht aufwiesen. Aus diesen Informationen, kombiniert mit dem Vorkommen der Art und dem Robinienbewuchs der Aufnahmeflächen, wurde versucht, Rückschlüsse auf die Beeinflussung dieser Arten durch *Robinia pseudoacacia* zu ziehen.

4.4. Statistische Analysen

Bei den gesammelten Daten handelt es sich um beobachtete Einzelfälle bzw. Stichproben, aus denen versucht wurde, mittels statistischer Analysen allgemein gültige Aussagen über die gegebenen Zusammenhänge abzuleiten sowie die Irrtumswahrscheinlichkeit dieser Aussagen zu quantifizieren (vgl. ZÖFEL 1992). Die Datenaufbereitung erfolgte mithilfe von Microsoft Excel. Die statistischen Analysen wurden mit der Open-Source-Software R durchgeführt.

Da die Flächen in Hainburg (HB) aufgrund ihrer Lage im Überschwemmungsgebiet eine andere Bodenart (höherer Sandgehalt) als die restlichen Flächen aufweisen, kann davon ausgegangen werden, dass die Messwerte (z. B. Nitrat) – und damit auch der Zusammenhang mit dem Robinienbewuchs – nicht mit jenen der Flächen hinter dem Damm (SR und O1/O2) vergleichbar sind. Die Flächen HB wurden daher bei komparativen Analysen (Boxplots, Korrelations- und Regressionsanalysen) nicht berücksichtigt, um die Ergebnisse nicht zu verfälschen bzw. eventuelle Zusammenhänge nicht zu überdecken. Bei den Clusteranalysen und Ordinationsverfahren konnten die Flächen HB jedoch wertvolle Erkenntnisse hinsichtlich der unterschiedlichen Begebenheiten vor und hinter dem Damm liefern.

4.4.1. *Korrelations- und Regressionsanalysen*

Mithilfe von Korrelationsanalysen und Regressionsmodellen lässt sich die Abhängigkeit zweier Parameter voneinander bzw. die Abhängigkeit einer Variablen von einer oder mehreren erklärenden Variablen beschreiben. Je nach Skalierung der Variablen können dabei unterschiedliche statistische Verfahren zur Anwendung kommen (vgl. LEYER & WESCHE 2007). Da der Einfluss der Robinien auf den Stickstoffgehalt bzw. auf das Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis (C/N) im Boden für die vorliegende Fragestellung eine zentrale Rolle spielt, wurden zunächst Boxplots (vgl. DYTHAM 2011) erstellt, um diese Parameter hinsichtlich der verschiedenen Kategorien (Alter und Dichte der Robinienbestände) zu untersuchen. Mittels U-Test von Mann und Whitney (vgl. ZÖFEL 1992), einem parameterfreien Signifikanztest/Homogenitätstest für zwei Samples, wurde überprüft, ob die Nährstoffwerte (N_{gesamt} , N_{min} und C/N) in den Robinien-Kategorien signifikant unterschiedlich sind. Da dieser Test mit Rangsummen rechnet, kann er auch bei ordinalskalierten, nicht normalverteilten Daten angewandt werden. Um eine eventuelle Kollinearität bzw. eine gegenseitige Abhängigkeit der Bodenparameter aufzudecken, wurde ein rangbasierter Korrelationstest nach Spearman (geeignet für ordinalskalierte Daten, vgl. DYTHAM 2011) durchgeführt.

Die gemessenen Umweltparameter wurden ebenfalls mittels Rangkorrelationstests nach Spearman untersucht. Um die Abhängigkeit des Bodenstickstoffgehalts (NO_3^-) von der Dichte und dem Alter der Robinienbestände darzustellen, wurde ein einfaches lineares Regressions-Modell (LM) verwendet, da Normalverteilung und Varianzhomogenität der abhängigen Variablen gegeben waren.

4.4.2. *Clusteranalysen*

Das angewandte Verfahren stellt die Ähnlichkeit zwischen Objekten in Form eines Dendrogramms dar. Dabei handelt es sich um ein Modell verzweigter Äste, an deren Enden die Objekte sitzen. Eine enge Verzweigung weist dabei auf ihre Ähnlichkeit hin (vgl. LEYER & WESCHE 2007). Ziel dieser Analyse ist es, die Objekte zu Gruppen (Clustern) zu ordnen, sodass erstere in einer Gruppe möglichst ähnlich und die Gruppen untereinander möglichst unähnlich sind (vgl. BACKHAUS et. al. 2008). Das Niveau, auf dem

die Gruppen voneinander abgegrenzt werden sollen (das sogenannte Cutlevel), muss hier vom Benutzer selbst festgelegt werden und sollte sich nach der Fragestellung richten.

Die Clusteranalyse der Vegetationsaufnahmen wurde mit der R-Funktion 'hclust', der Ward-Methode (Minimum-Varianz-Methode) und der Bray-Curtis-Unähnlichkeit berechnet. Die Bodenparameter-Cluster basieren auf der gleichen Methode, doch wurde die euklidische Distanz verwendet. Für nähere Informationen zur Ward-Methode sowie zu den Ähnlichkeits- und Distanzmaßen wird an dieser Stelle auf LEYER & WESCHE (2007) verwiesen. Als Orientierung für die Festlegung der Cutlevels wurde das Ellenbogen-Kriterium verwendet (vgl. CATTELL 1966).

4.4.3. *Ordinationen*

Eine Ordination ist ein mathematisches Verfahren, das die graphische Darstellung von Daten in einem Koordinatensystem ermöglicht. Auf diese Weise können die Aufnahmen der Untersuchungsflächen als Streudiagramm im Artenraum abgebildet werden. Multivariate Datensätze lassen sich als n-dimensionale Hyperräume verstehen, die mittels Ordination auf wenige, besser interpretierbare Dimensionen reduziert werden können. Dabei wird versucht, die wesentlichen Gradienten der Artenzusammensetzung herauszuarbeiten und diese in wenigen Dimensionen darzustellen. Die Objekte (Vegetationsaufnahmen der Flächen) werden dabei so angeordnet, dass sich ähnelnde Aufnahmen auch nahe beieinander liegen. Das Ordinationsverfahren versucht dabei, die Unterschiede zwischen den Aufnahmen so zusammenzufassen, dass mit möglichst wenigen Dimensionen bzw. Achsen ein möglichst großer Anteil dieser Unterschiede abgebildet werden kann.

Zu unterscheiden sind hierbei indirekte und direkte Ordinationsverfahren. Erstere definieren die Achsen des Koordinatensystems anhand der Unterschiede der Artenzusammensetzungen der Aufnahmen und setzen diese erst in einem zweiten Schritt post hoc mit den gemessenen Umweltgradienten in Verbindung. Bei den direkten Verfahren wird der ökologische Raum hingegen schon unter Berücksichtigung der Umweltvariablen aufgespannt (vgl. LEYER & WESCHE 2007).

Bei floristischen Datensätzen ist zu beachten, dass Arten bezüglich der Umweltfaktoren oft keine lineare Abhängigkeit, sondern ein Optimum aufweisen (sigmoider Kurvenverlauf). Die Abundanz einer Art nimmt in solchen Fällen mit Zunahme des Umweltgradien-

ten stetig zu, bis sie dieses Optimum erreicht hat, und nimmt danach wieder ab (vgl. SCHULZE et al. 2002). Diese Begebenheit ist bei der Wahl der geeigneten statistischen Methode zu berücksichtigen.

Im Fall dieser Untersuchung kommen zunächst eine indirekte Ordinationsmethode (NMDS, Non-Metric Multidimensional Scaling) und die R-Funktion 'envfit' zum Einsatz, wodurch die wesentlichen Zusammenhänge der Bodenvegetation mit den Umweltparametern (Robinienalter, Robiniendichte, $N_{\min}$, C/N, Korngrößenverteilung) aufgedeckt werden sollen. In einem weiteren Schritt wurde mithilfe der R-Funktion 'ordisurf' die nicht-parametrische Anpassung der einzelnen Umweltparameter an das NMDS-Diagramm in Form von Linien gleicher Beeinflussung aufgetragen. Um die Bedeutung der Robiniendichte und des Robinienalters besser einschätzen zu können, kam zusätzlich ein direktes Ordinationsverfahren zur Anwendung. Hierfür wurde eine Kanonische Korrespondenzanalyse (CCA) gewählt, da das darin verwendete unimodale Modell für die Artdaten als angemessen erachtet wurde (vgl. LEYER & WESCHE 2007). Die einzelnen Ordinationsverfahren werden in den folgenden zwei Unterkapiteln noch detaillierter beschrieben.

Für die Interpretation der Ordinationsabbildung gilt es Folgendes zu beachten. Das Koordinatenkreuz entspricht den Dimensionen floristischer Ähnlichkeit, anhand derer die Aufnahmepunkte im Raum angeordnet werden. Die relative Entfernung der Aufnahmen zueinander entspricht näherungsweise ihrer Unähnlichkeit. Aufnahmen mit ähnlicher floristischer Artenzusammensetzung liegen demnach näher beieinander als solche mit weniger ähnlicher Zusammensetzung (vgl. LEYER & WESCHE 2007).

4.4.4.1. NMDS (Non-Metric Multidimensional Scaling)

Die NMDS versucht, die Beziehung zwischen den Objekten hinsichtlich vieler Variablen (Arten) abzubilden. Dabei wird allerdings nur die Monotonie der Beziehung (Rangfolge) beachtet und nicht die absolute Größe der Distanzen. Anders als bei manchen Ordinationsverfahren, sind die Achsen der NMDS nicht zwingend orthogonal und können untereinander korreliert sein. Sie bilden daher nicht unbedingt unabhängige Umweltvariablen ab. Das Diagramm kann beliebig rotiert oder gespiegelt werden, da die Achsen gleichwer-

tige Dimensionen darstellen. Der Stresswert der NMDS ist ein Richtwert für die Einschätzung der Güte des Modells und gibt an, wie stark die Lagebeziehung im Ordinationsraum hinsichtlich ihrer Monotonie von jenen in der ursprünglich berechneten Dreiecksmatrix abweicht. Ein Stresswert zwischen 5 und 10 liefert mit höchster Wahrscheinlichkeit zuverlässige Ergebnisse. Ein Stresswert zwischen 10 und 15 ist ebenfalls noch akzeptabel, doch sollten die Details im Plot nicht interpretiert werden (vgl. LEYER & WESCHE 2007).

Die Wahl eines solchen rangbasierten Verfahrens stellt angesichts der ordinalskalierten Daten (Braun-Blanquet) die statistisch sauberste Methode für diese Arbeit dar. Das Verfahren gilt zudem als besonders resistent gegenüber Ausreißern. Die Distanzmatrix für die NMDS wurde aufgrund der ordinalskalierten Daten mit 'Extended Gower' berechnet. Es wurden drei Dimensionen verwendet, da dies gut interpretierbar und der Stresswert mit 11 % akzeptabel ist. Die Entscheidung wurde mittels Ellenbogen-Kriterium und Shepard-Plot (vgl. LEYER & WESCHE 2007) überprüft (siehe Abb. 22). Das hohe Bestimmtheitsmaß (R^2) weist mit 0,989 (nicht-metrische Anpassung) und 0,945 (lineare Anpassung) auf einen guten Erklärungswert des Modells hin.

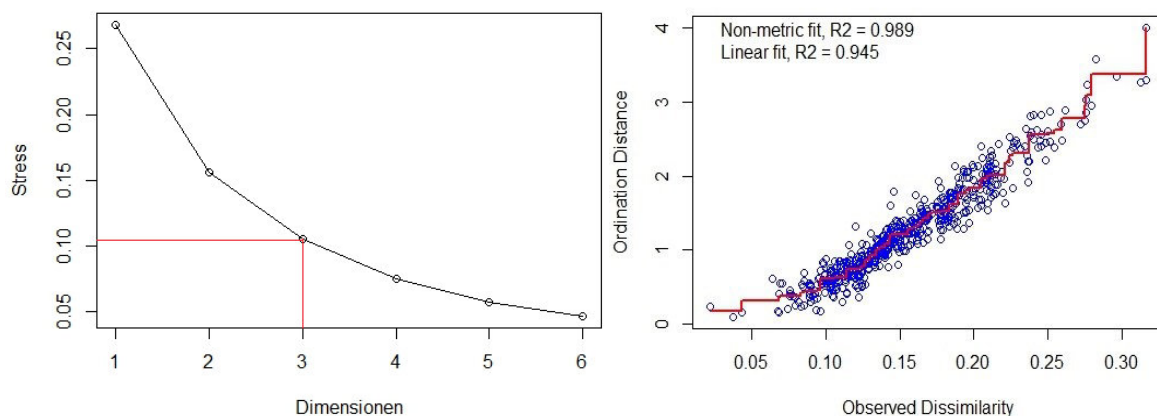


Abbildung 22 Ellenbogen-Kriterium und Shepard-Stressplot der NMDS

Die Aufnahme­flächen wurden je nach ihrer Cluster-Zuordnung (vgl. Kap. 4.4.2.) farblich markiert. Um die Zusammenhänge der Umweltparameter mit der Artenzusammensetzung der Aufnahme­flächen darzustellen, wurden diese mithilfe der R-Funktion ``envfit`` auf dem NMDS-Diagramm als Vektoren aufgetragen. Die signifikanten Parameter wurden orange ($p < 10\%$) und rot ($p < 5\%$) markiert. Da bei einem indirekten Verfahren nicht von einem linearen Zusammenhang zwischen Aufnahmen und Umweltparametern ausgegangen werden kann (vgl. SIMPSON 2011), diese Annahme jedoch für die Anpassung von Vektoren grundlegend ist, macht es Sinn, die einzelnen Umweltparameter und ihre nicht-parametrische Anpassung an das Ordinationsdiagramm näher zu betrachten. Hierfür wurde die R-Funktion ``ordisurf`` angewandt, welche das Modell mithilfe einer ``gam`-Funktion` angleicht. Eine gute Erklärung der Funktionsweise von ``ordisurf`` bietet SIMPSON (2011).

4.4.4.2. CCA (*Canonical Correspondance Analysis*)

Mittels dieses direkten Ordinationsverfahrens kann die Variation der Artenzusammensetzung aufgedeckt werden, die in Beziehung zu den gemessenen Umweltvariablen steht. Die CCA ist dabei in der Lage, den in Kap. 4.4.4.1. beschriebenen kurvenartigen Zusammenhang zwischen der Artverteilung und dem jeweiligen Umweltfaktor zu berücksichtigen (vgl. LEYER & WESCHE 2007). Das Verfahren dient in dieser Arbeit dazu, eine Aussage über die Auswirkungen der Robiniendichte und des Robinienalters auf die Vegetationszusammensetzung zu treffen. Die anderen Umweltparameter, welche zuvor in der NMDS berücksichtigt wurden, wurden hier bewusst außer Acht gelassen, um die zu determinierenden Auswirkungen der Robinie nicht zu überlagern. Das so erzeugte Modell wurde anschließend mit einer Varianzanalyse (Anova, vgl. BÄRLOCHER 1999) überprüft.

Bei der CCA sind die Eigenwerte der Achsen ein Maß für die Auftrennung der Artwerte entlang der Achsen bzw. für den Anteil der auf der Achse abgebildeten Varianz an der Gesamtvarianz der Artenzusammensetzung. Je größer der Eigenwert, desto stärker ist die Beziehung zwischen dem der Achse zugrundeliegende Gradient und der Artenzusammensetzung der Aufnahmen (vgl. LEYER & WESCHE 2007).

5. Ergebnisse

Im Folgenden sollen die Resultate der Untersuchung dargelegt werden. Auf die daraus folgenden Schlüsse sowie die Bedeutung dieser Ergebnisse für die vorliegende Fragestellung wird in Kap. 6 näher eingegangen.

5.1. Vegetationsaufnahmen

Die Vegetationsaufnahmen (Baum-, Strauch- und Krautschicht der 34 Aufnahme-Plots) enthalten insgesamt 70 Arten (siehe Anhang I Vegetationstabelle). Die Kraut- und Strauchschicht umfassen 51 Arten, von denen viele relativ selten auftreten. Die Anzahl der Arten, die regelmäßig (mindestens drei Mal) in der Kraut- und Strauchschicht der untersuchten Flächen vorkommen, beträgt 30.

Die geschätzten Deckungsgrade der Arten wurden sowohl statistisch analysiert, als auch deskriptiv im Hinblick auf die Standortansprüche (Stickstoff, Licht) der vorkommenden Arten untersucht (vgl. ELLENBERG et al. 1992 In: BOKU Zugriff: 25.01.2012). Hierbei wurden nur jene Arten berücksichtigt, die eine mittlere bis hohe Stetigkeit aufwiesen (s. o.). Es wurden einige Arten ausgewählt, die spezielle Standortansprüche bezüglich Stickstoff oder Licht aufwiesen. Aus diesen Informationen, kombiniert mit dem Vorkommen der Art und dem Robinienbewuchs der Aufnahmeflächen, konnten folgende Rückschlüsse auf die Beeinflussung dieser Arten durch *Robinia pseudoacacia* gezogen werden (siehe Tab. 3).

Tabelle 3 Vergleich des Standortanspruchs (Stickstoff, Licht) und der Ausbreitung ausgewählter Arten auf Standorten mit unterschiedlicher Robiniendeckung

Skalenwert*	Art	Robiniendeckung**	Artdeckung***
N9, L7	<i>Sambucus nigra</i>	I	6,5
		II	136,7
		III	176,1
N9, Lx	<i>Urtica dioica</i>	I	4
		II	4
		III	73,5
N8, L5	<i>Aegopodium podagraria</i>	I	121,6
		II	227,2
		III	269,3
N8, L2	<i>Allium ursinum</i>	I	845,9
		II	828,3
		III	159,2
N5, L2	<i>Galium odoratum</i>	I	3,7
		II	2
		III	0,5
N8, L3	<i>Anemone ranunculoides</i>	I	13
		II	17,7
		III	0,2
N5, L3	<i>Polygonatum latifolium</i>	I	8,8
		II	7,5
		III	1,2
N8, L5	<i>Viola odorata</i>	I	20,4
		II	26,1
		III	2,5

* Skalenwerte basierend auf ELLENBERG et al. (1992): **N** – Stickstoffzahl: 1 = stickstoffärmste Standorte anzeigend, 2 = zwischen 1 u. 3 stehend, 3 = auf N-armen Standorten häufiger als auf mittelmäßigen, 4 = zwischen 3 u. 5 stehend, 5 = mäßig N-reiche Standorte anzeigend, 6 = zwischen 5 u. 7 stehend, 7 = an N-reichen Standorten, 8 = ausgesprochener Stickstoffzeiger, 9 = an übermäßig N-reichen Standorten konzentriert, x = indifferent. **L** – Lichtzahl: 1 = Tiefschattenpflanze, 2 = zwischen 1 u. 3 stehend, 3 = Schattenpflanze, 4 = zwischen 3 u. 5 stehend, 5 = Halbschattenpflanze, 6 = zwischen 5 u. 7 stehend, 7 = Halblichtpflanze, 8 = Lichtpflanze, 9 = Volllichtpflanze, x = indifferent.

** I: keine Robinien, II: 1-10 Robinien, III: >10 Robinien.

*** kumulierten Deckungsprozente der Art auf allen 34 Untersuchungsflächen

Sambucus nigra und *Urtica dioica* sind laut Datenbank 'an übermäßig N-reichen Standorten konzentriert' (Skalenwert N9). Auf den Untersuchungsflächen kommen sie auf den stark von Robinien dominierten Flächen entsprechend häufiger vor als auf Nicht-Robinienstandorten bzw. solchen mit wenigen Robinien. Auch *Aegopodium podagraria* (Skalenwert N8) ist häufiger auf robinien-dominierten Standorten zu finden, jedoch ist die Zunahme im Vergleich zu robinienfreien Flächen nicht mehr so deutlich wie bei den erwähnten N9-Arten. Bei *Allium ursinum* (N8, L2) hingegen ist der gegenteilige Effekt zu beobachten – hier nimmt der Deckungsgrad der Art mit zunehmendem Robinienbewuchs ab. Auch *Galium odoratum* meidet zu lichtintensive Standorte (ebenfalls N2) und ist mit steigendem Robinien-Deckungsgrad seltener zu finden. Ähnliches ist bei *Anemone ranunculoides* und *Polygonatum latifolium* zu beobachten. Bei anderen Arten, wie beispielsweise *Viola odorata*, ist ein geringerer Deckungsgrad in dichten Robinienbeständen zu verzeichnen, ohne dass dies durch Stickstoff- oder Lichtbedarf erklärt werden könnte. Zusammenfassend lässt sich sagen, dass die ausgesprochenen Stickstoffzeiger (N9) in den untersuchten Robinienbeständen zwar deutlich verstärkt anzutreffen sind, dieser Effekt jedoch nicht bei allen nitrophilen Arten festzustellen ist (siehe Abb. 23). Photosensible (lichtempfindliche) Arten scheinen Standorte mit starkem Bewuchs von *Robinia pseudoacacia* zu meiden.

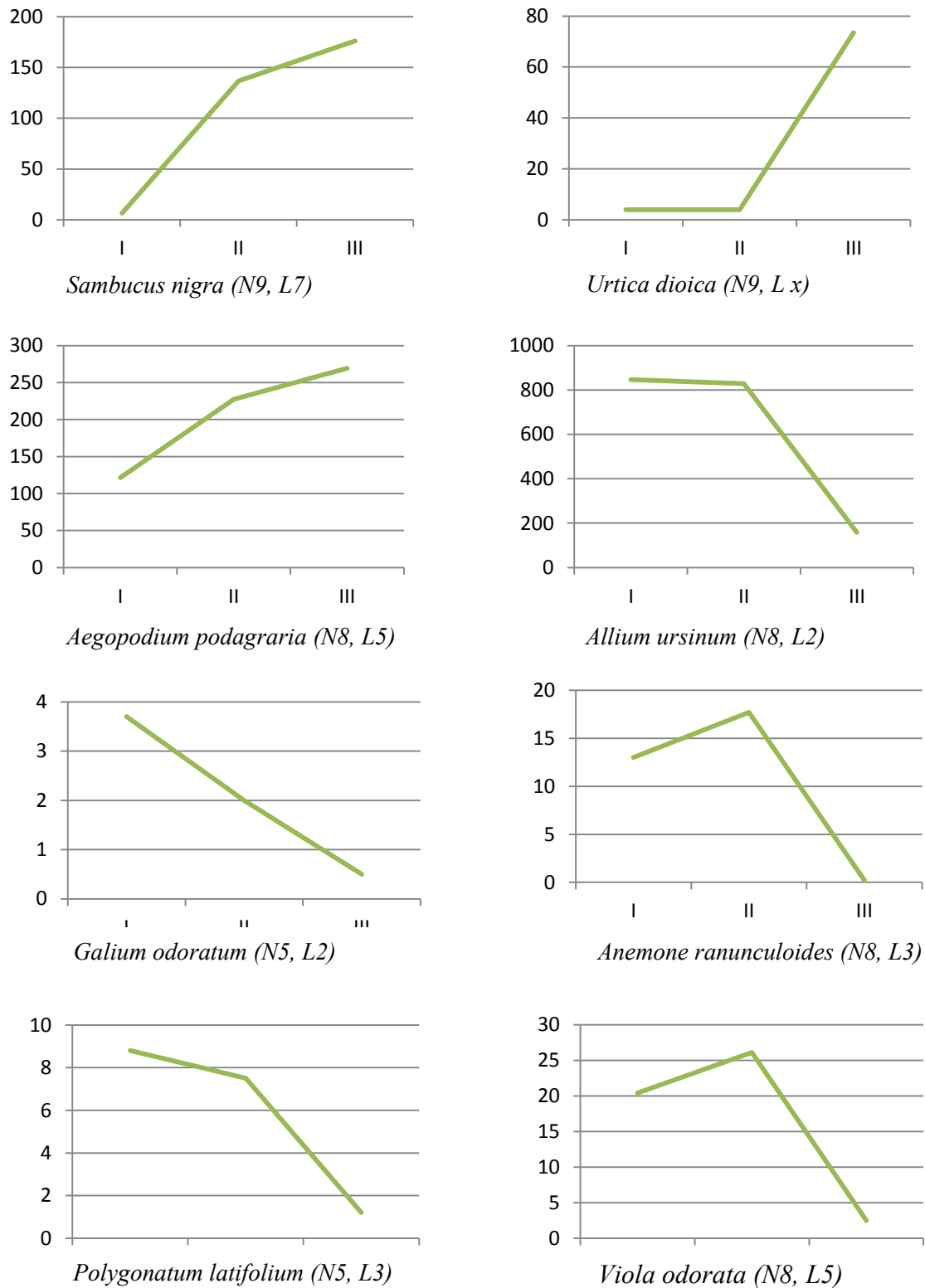


Abbildung 23 Zusammenhang zwischen der Abundanz ausgewählter Arten und der Robiniendeckung

(I: keine Robinien, II: 1-10 Robinien, III: >10 Robinien, Skalenwerte siehe Tab. 3)

5.2. Laboranalyse

Die detaillierten Ergebnisse der Laboranalyse können im Anhang II nachgelesen werden. Im Folgenden werden zusammenfassende Ergebnisse beschrieben sowie auffällige Werte hervorgehoben.

5.2.1. *Nitrat*

Da in den Bodenproben kein Ammonium nachgewiesen werden konnte und Nitrit aufgrund der geringen Masse außer Acht gelassen werden kann, repräsentieren die Nitrat-Messwerte den Anteil des mineralischen, pflanzenverfügbaren Stickstoffs im Boden. Die Durchschnittswerte der Bodenproben betragen in SR 62,34 mg/kg, in O1 74,08 mg/kg, in O2 30,77 mg/kg und in HB 30,34 mg/kg.

5.2.2. *Ammonium*

Mit der angewendeten Methode war kein Ammonium-Stickstoff in den Proben nachweisbar. Einzige Ausnahme stellte Probe 32 dar, die vernachlässigbar geringe Spuren N-NH₄ enthielt.

5.2.3. *Korngrößenverteilung*

Die Bodenarten der Untersuchungsflächen sind als sandiger Lehm (O1/O2), lehmiger Sand bis lehmiger Schluff (SR) und lehmiger Sand (HB) zu beschreiben, wobei die HB-Flächen mit Abstand den höchsten Sandanteil aufweisen (siehe Abb. 24). In SR weisen die Flächen 2 und 3 mit 23 % bzw. 26 % relativ geringe Sandgehalte auf, während auf den Flächen 9 (39 %), 17 (45 %) und vor allem 10 (51 %) relativ hohe Sandwerte zu verzeichnen sind. Erkennbar ist zudem, dass der Sandgehalt in O1/O2 in Richtung Waldrand zunimmt.

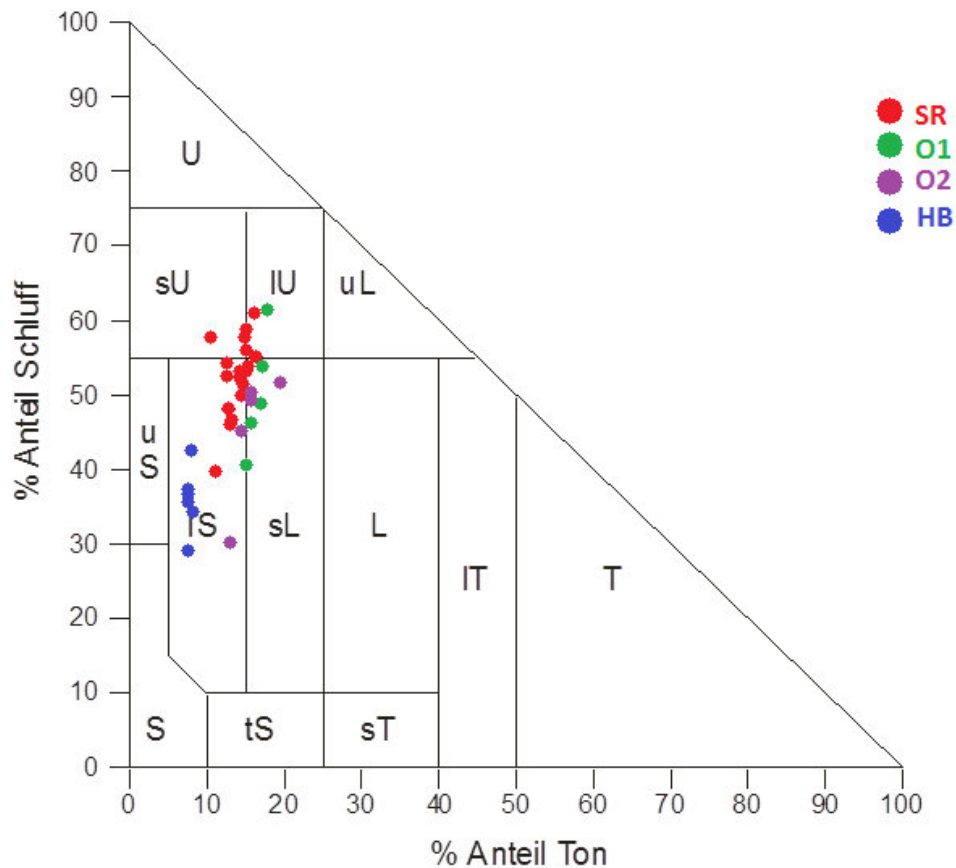


Abbildung 24 Korngrößendreieck

5.2.4. pH-Wert

Die Messergebnisse der Proben zeigten hier keine nennenswerten Unterschiede zwischen den Untersuchungsflächen. Mit einem durchschnittlichen pH-Wert von 7 sind die Böden durchgängig als 'neutral' zu bezeichnen (vgl. BLUME et al. 2010).

5.2.5. C/N (Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnis)

Eine Übersicht der Ergebnisse der Elementar-Analyse ist in Tab. 4 dargestellt. Die Kohlenstoffwerte (C) in HB sind mit durchschnittlich 4 % deutlich niedriger als in den anderen Arealen (~ 5 %). Die C-Werte der Robinien-dominierten O1-Flächen (5,28 %) sind zudem etwas höher als die Werte der Robinien-freien O2-Flächen (5,03 %). Die Gesamt-

stickstoffwerte (N) verhalten sich ähnlich. Auch hier weist HB deutlich niedrigere Werte auf als die vom Damm geschützten Flächen. Ein Vergleich der durchschnittlichen Werte in SR, O1 und O2 zeigt etwas niedrigere Werte in SR (0,27 %), während O1 (0,31 %) etwas höhere Stickstoffwerte aufweist als O2 (0,29 %).

Für die Bestimmung des C/N-Verhältnisses wurden die Werte des Kohlenstoffgehalts durch die des Gesamtstickstoffs dividiert. Die Ergebnisse zeigen in SR Werte zwischen 17 und 23, wobei Fläche 7 mit dem höchsten Wert etwas heraussticht. Die Werte in O1 und O2 bewegen sich zwischen 16 und 18, hier ist kein Unterschied zwischen den beiden Arealen zu beobachten. In HB wurden Werte zwischen 27 und 35 gemessen.

Tabelle 4 Durchschnittliche Kohlenstoff- und Stickstoff-Werte im Untersuchungsgebiet

	C (%)	N (%)	C/N
SR	5,33	0,27	20
O1	5,28	0,31	17
O2	5,03	0,29	17
HB	4,00	0,14	30

5.2.6. Wassergehalt

Die durchschnittlichen Wassergehalte betragen ~ 11 % in SR, ~16 % in O1, ~12 % in O2 und ~11 % in HB. Die Werte sind dabei innerhalb der Areale überwiegend gleichmäßig verteilt. Einzig die Fläche 30 fällt mit einem im Vergleich zu den anderen Flächen in HB leicht erhöhten Wassergehalt auf.

5.3. Statistik

Der Datensatz besteht zum einen aus den ordinalskalierten Daten der 34 Vegetationsaufnahmen (Objekte) mit insgesamt 70 Artvariablen in Braun-Blanquet-Klassen, die in geschätzte Mittelwerte übertragen wurden (vgl. REICHELT & WILMANNS 1973). Zum anderen liegen intervall- und rationalskalierte Bodenparameter vor. Zusätzlich wurden die Robinienbestandsdichte und das Robinienalter als ordinalskalierte Kategorien (wenige = 1, mittel = 2, viele = 3 bzw. jung = 1, mittel = 2, alt = 3) miteinbezogen.

Die Bodenparameter sind annähernd normalverteilt und mussten daher nicht transformiert werden. Da einige Arten selten vorhanden waren, weist der Vegetationsdatensatz relativ viele Nullwerte auf. Der Samplingaufwand für die vier Flächen war nicht gleich groß (SR: 18 Stichproben, O1/O2 je 5 Stichproben, HB 6 Stichproben). Letztere dienen als Vergleichsflächen und befinden sich im Überschwemmungsbereich der Au. Sie unterscheiden sich daher schon allein durch die Bodenparameter von den anderen Flächen hinter dem Damm (SR, O1/O2). Bei der Untersuchung der Daten wurde versucht, diesen Umstand zu berücksichtigen.

5.3.1. *Korrelations- und Regressionsanalysen*

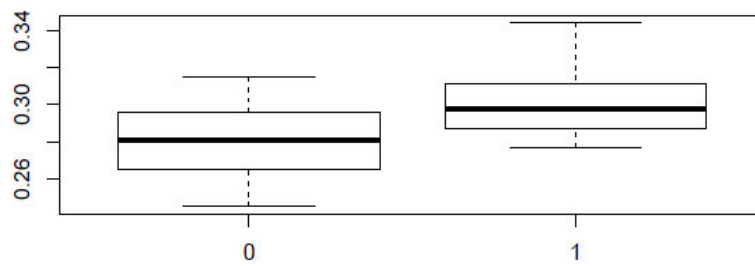
Zwischen einigen der Bodenparameter wurde ein linearer Zusammenhang festgestellt (Pearson-Korrelationskoeffizient, siehe Tab. 5).

Tabelle 5 Zusammenhänge zwischen den Bodenparametern

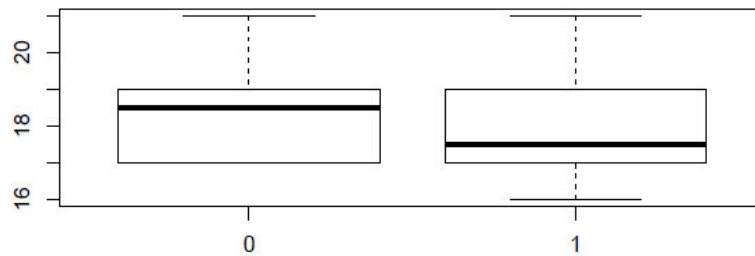
stark korreliert ($p < 0,001$)	korreliert ($p = 0,001-0,01$)	nicht korreliert ($p > 0,05$)
Sand-NO ₃ ($r = 0,99$)	Wasser-Ton ($r = 0,46$)	Wasser-N ($r = 0,32$)
C-N ($r = 0,91$)		Wasser-NO ₃ ($r = -0,25$)
Ton-N ($r = 0,87$)		Wasser-Sand ($r = -0,24$)
Schluff-Sand ($r = -0,84$)		Wasser-C ($r = 0,14$)
Schluff-NO ₃ ($r = -0,84$)		Wasser-N ($r = 0,32$)
Schluff-C ($r = 0,78$)		Wasser-Schluff ($r = 0,11$)
Ton-C ($r = 0,78$)		
C-NO ₃ ($r = -0,78$)		
Sand-C ($r = -0,77$)		
Sand-N ($r = -0,76$)		
Sand-Ton ($r = -0,74$)		
Ton-NO ₃ ($r = 0,74$)		
Ton-Schluff ($r = 0,70$)		
Schluff-N ($r = 0,64$)		

In einer ersten Analyse sollte der Frage nachgegangen werden, inwiefern sich nun die Robiniendichte und das Robinienalter auf den Stickstoffgehalt im Boden auswirken. Zu diesem Zweck wurden Boxplots erstellt und die Ergebnisse mittels U-Tests (Mann-Whitney) und Rangkorrelationskoeffizient nach Spearman überprüft. Sowohl der Gesamtstickstoff als auch der mineralische Stickstoff nehmen mit steigendem Robinienbewuchs zu, wobei dieser Anstieg beim mineralischen Stickstoff deutlich größer ist. Die Boxplots in Abb. 25 zeigen einen signifikant höheren N-Gehalt ($\rho = 0,46$, $p = 0,041$) auf Flächen mit als auf Flächen ohne Robinien (siehe Abb. 25a), wohingegen zwar ein signifikanter Unterschied zwischen den C/N-Verhältnissen der presence/absence-Flächen zu erkennen ist ($p < 0,001$), jedoch statistisch kein klarer Zusammenhang ($\rho = -0,16$, $p = 0,497$) festgestellt werden kann (siehe Abb. 25b). Die Analyse bestätigte einen Zusammenhang zwischen Robinienpräsenz und Nitratgehalt im Boden (siehe Abb. 25c und 25d). Dabei ist die Dichte der Bäume ($\rho = 0,51$, $p = 0,006$) von signifikanterer Bedeutung als das Alter ($\rho = 0,31$, $p = 0,11$).

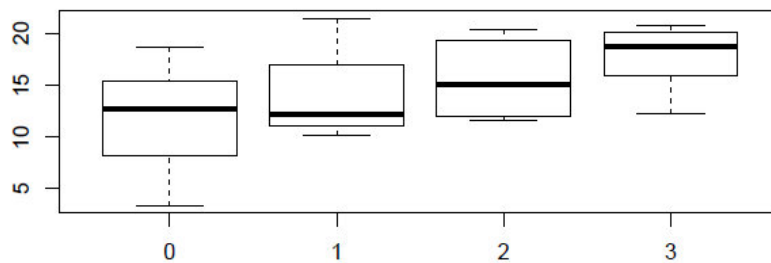
b) N und Robinien (presence/absence)



a) C/N und Robinien (presence/absence)



e) NO₃ und Robiniendichte (Kategorien 1-3, 0=keine)



c) NO₃ und Robinienalter (Kategorien 1-3, 0=keine)

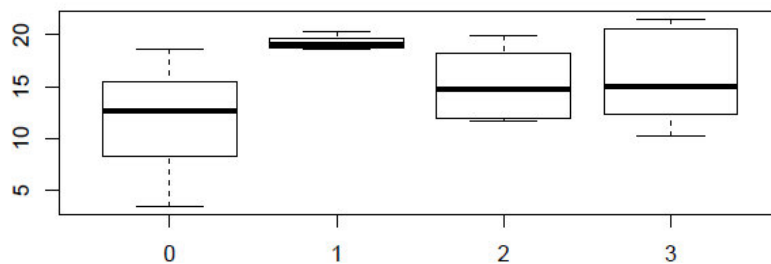


Abbildung 25 a) - d) Zusammenhang zwischen Robinien und Stickstoff (SR+O)

Das letztgenannte Ergebnis wird durch das lineare Regressionsmodell (Abb. 26) nochmals verdeutlicht. Auch hier ist die Dichte der Robinien ($R^2 = 0,26$, $p = 0,005$) signifikanter als das Alter ($R^2 = 0,10$, $p = 0,099$).

Demnach existiert ein Zusammenhang zwischen dem Robinienbewuchs und dem Stickstoffgehalt im Boden. Besonders deutlich ist dieser im Hinblick auf die Beeinflussung des Nitratstickstoffs durch die Robiniendichte zu erkennen. Im Gegensatz dazu kann keine signifikanten Auswirkungen der Robinie auf das C/N-Verhältnis im Boden erfasst werden.

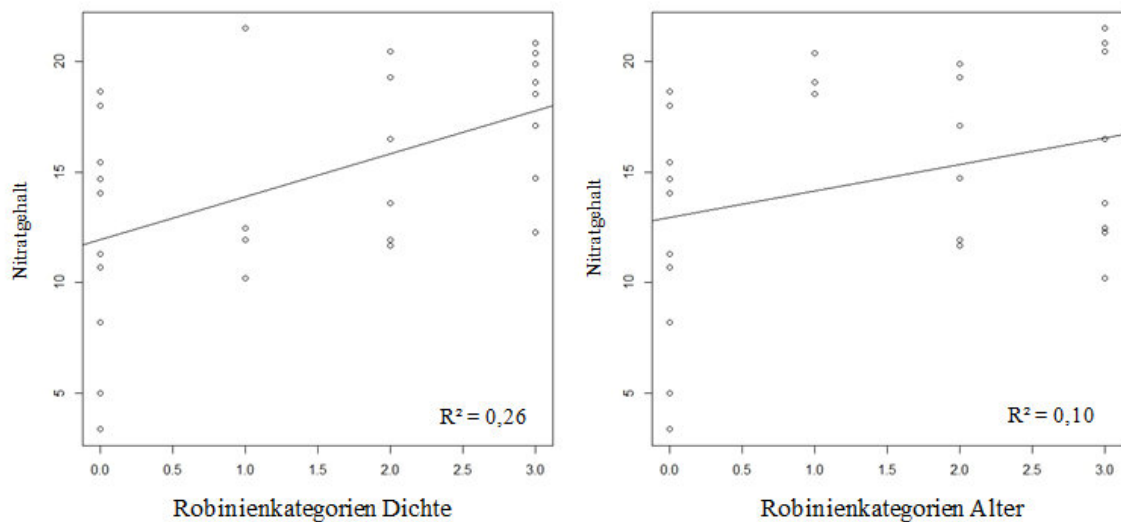


Abbildung 26 Zusammenhang zwischen Robiniendichte / - alter und Nitratgehalt im Boden (SR+O)

5.3.2. Clusteranalysen

Im Falle der Vegetationsaufnahmen ist die Kurve zur Abschätzung des Cutlevels nicht eindeutig, da sie bei näherer Betrachtung zwei 'Ellenbogen' bildet (siehe Abb. 27). Zunächst wurde eine Trennung auf dem Level 0,75 (erster Kurvenknick) in Betracht gezogen. Da die weitere Analyse jedoch zeigte, dass die beiden ersten Klassen (SR) in den Ordinationen stets ähnlich abgebildet wurden, schien die Wahl eines höheren Cutlevels sinnvoll. Den zweiten Knick macht die Kurve auf dem Level 1.5. Da auf diesem Niveau jedoch nur zwei Clustergruppen unterschieden werden konnten und dies für die Interpre-

tation ebenfalls ungünstig schien, fiel die endgültige Wahl des Cluster-Cutlevels auf das Unähnlichkeitsmaß 1,25 (zwischen den beiden Kurvenknicken).

Die Clusteranalyse der Vegetation (Kraut- und Strauchschicht) mit Bray-Curtis-Unähnlichkeit (siehe Abb. 28) fasst die Aufnahme­flächen SR in einer Gruppe zusammen. Auch O1 und HB sind als Einheit zu erkennen – doch fallen die Aufnahmen Nr. 19 und 29 als Ausreißer auf. Zum Vergleich wurden Clusteranalysen mit den Distanzen Canberra und Manhattan berechnet. Diese zeigen die Fläche 19 nicht als Ausreißer auf, sondern ordnen sie SR zu. Die Kraut- und Strauchschicht der Vegetation auf den Untersuchungs­flächen in O2 (reiner Eichen-Hainbuchen-Wald) kann nicht als ähnlich eingestuft werden und wird daher unterschiedlichen Gruppen zugeordnet.

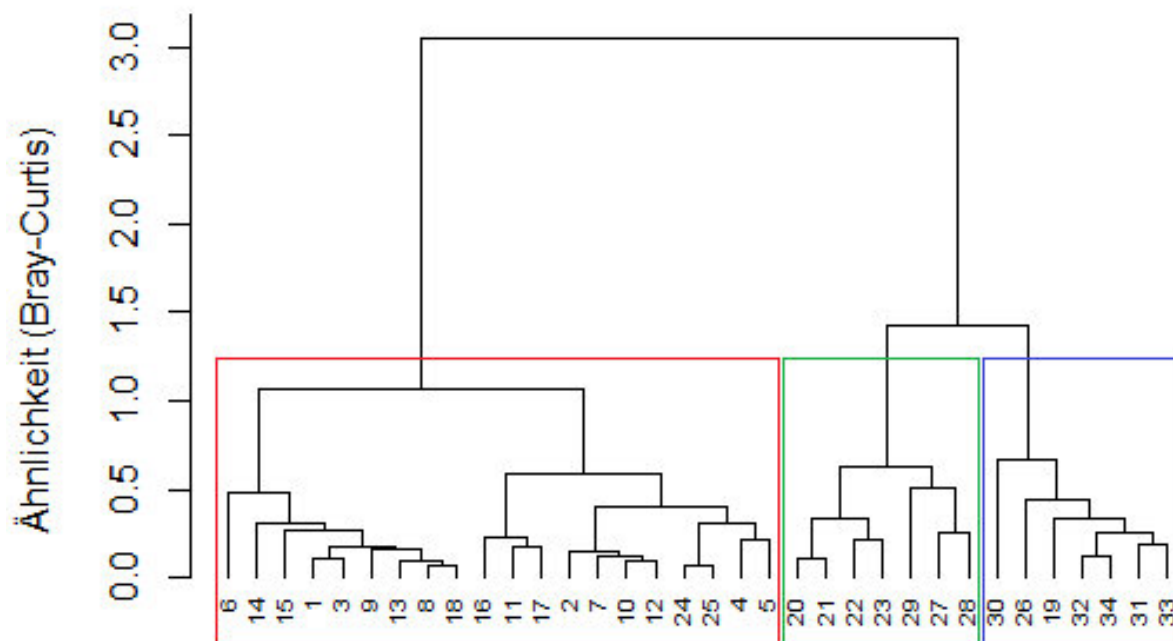


Abbildung 27 Clusteranalyse der Bodenvegetation

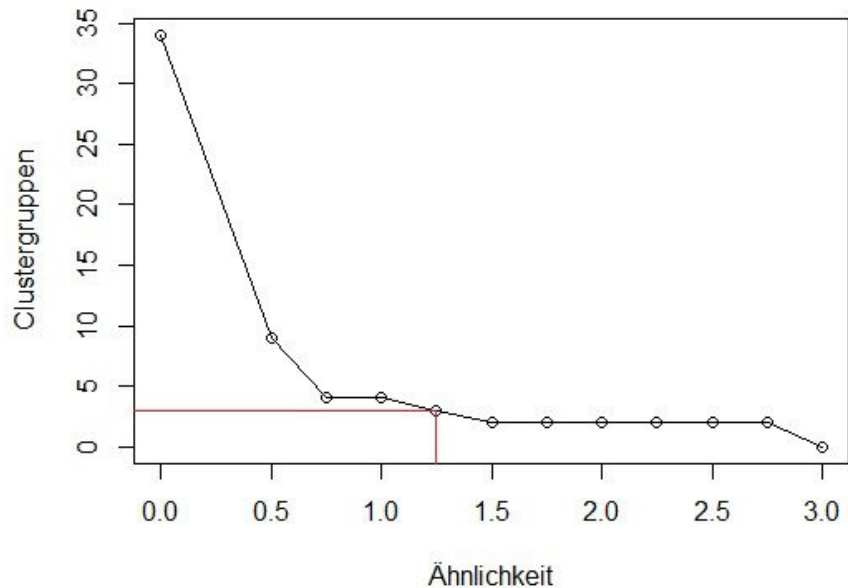


Abbildung 28 Ellenbogen-Kriterium für die Clusteranalyse der Bodenvegetation

Bei der Boden-Cluster-Analyse (Abb. 29) wurde das Cutlevel gemäß eindeutigem Ellenbogen-Kriterium (Abb. 30) gewählt. In der Darstellung werden die Flächen nicht so eindeutig ihren Standorten zugewiesen, wie dies bei der Vegetation zu beobachten war. Zwar sind die Flächen in HB deutlich abgetrennt. Auch wurden die Flächen O1 einer Gruppe zugeordnet. Allerdings sind die Flächen O2 ohne ersichtliches Muster in die Flächen SR eingestreut. Auch bei näherer Betrachtung des Datensatzes scheinen sich die Bodenwerte der Flächen O2 und SR nicht sehr deutlich voneinander zu unterscheiden, weswegen der Schluss gezogen wird, dass sich die Flächen O2 und SR bezüglich ihres Bodentyps ähneln. Die Gruppen in der Clusteranalyse sind demnach nur um Nuancen untereinander differenziert, was sich auch in der engen Verzweigung der Äste widerspiegelt.

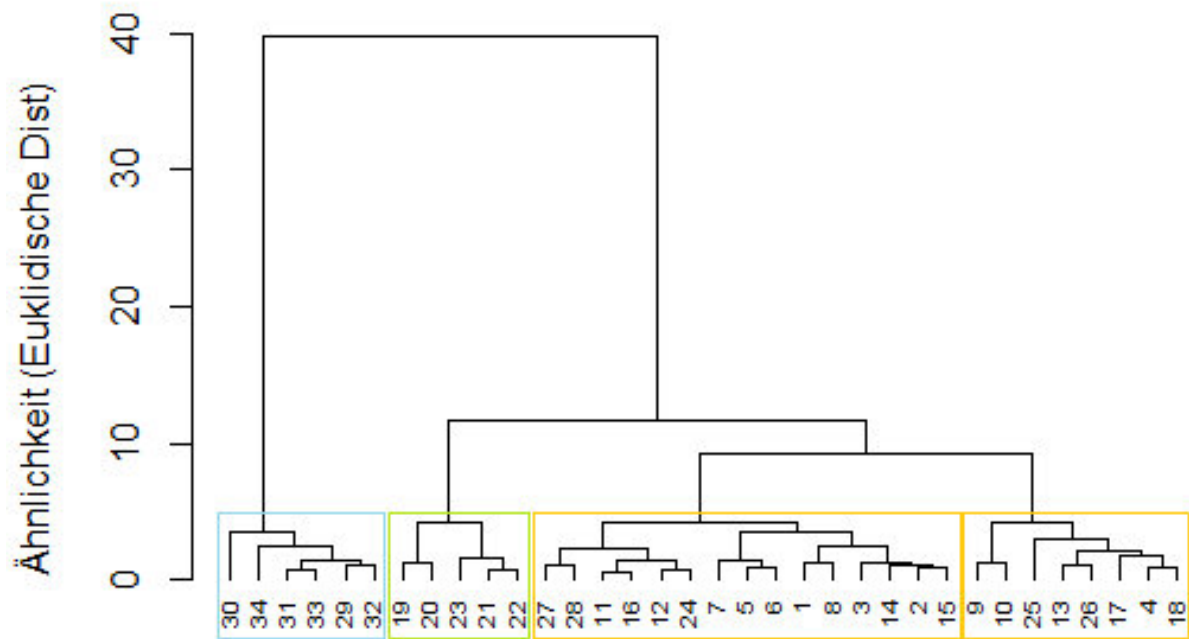


Abbildung 29 Clusteranalyse der Bodenparameter

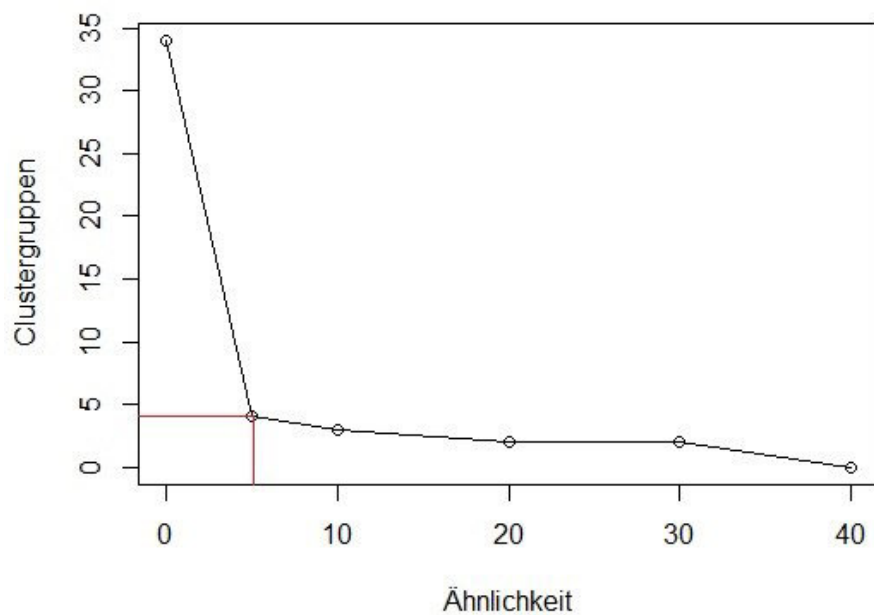


Abbildung 30 Ellenbogen-Kriterium für die Clusteranalyse der Bodenparameter

5.3.3. Ordinationen

In der NMDS (Abb. 31) werden die Standortgruppen SR, O1 und HB deutlich voneinander abgegrenzt dargestellt. Die Vegetation der Aufnahmeflächen ist demnach in den jeweiligen Gebieten ähnlich. Ausreißer stellen lediglich Fläche 4 (SR) und Fläche 19 (O1) dar. Bei näherer Betrachtung des Datensatzes zeigt sich, dass hier einige Arten stärker ausgeprägt sind als an anderen Standorten des Gebiets (u. a. *Acer campestre* und *Acer pseudoplatanus*). Auch Fläche 29 hebt sich, wie schon die Clusteranalyse vermuten ließ, floristisch von den anderen Flächen in HB ab. Die Kraut- und Strauchschicht der Flächen O2 weisen keine große Ähnlichkeit auf und sind in der NMDS demnach nicht als Gruppe zu erkennen.

Die post-hoc auf das Ordinationsdiagramm aufgetragenen Umweltparameter zeigen, dass sowohl die Robiniendichte (Signifikanz $< 5\%$) als auch das C/N-Verhältnis (Signifikanz $< 10\%$) die Vegetationszusammensetzung der Aufnahmeflächen beeinflusst. Die Robiniendichte scheint vor allem in HB und O1 eine wichtige Rolle zu spielen. Die Einflüsse des Robinienalters sind im NMDS-Diagramm jedoch nicht gut zu erkennen. Des Weiteren zeigen die Flächen HB einen hohen Sandanteil sowie ein weites C/N-Verhältnis der Böden. Die Flächen SR weisen einen relativ geringen Sandanteil, einen hohen NO_3 -Gehalt und ein relativ enges C/N-Verhältnis auf.

In den Ordisurf-Plots lässt sich deutlich erkennen, dass die Zusammenhänge der Umweltparameter nicht linear an das Ordinationsdiagramm angepasst werden konnten. Auch hier wird sichtbar, dass die Robiniendichte (Abb. 32) die Flächen O1 und HB stärker beeinflusst, wohingegen die Vegetationszusammensetzung der Flächen SR eher mit dem Alter der Robinien (Abb. 33) zusammenhängt. Die Ordisurf-Darstellung von NO_3 (Abb. 34) zeigt, dass dessen Einfluss auf die Vegetationszusammensetzung aufgrund der niedrigen NO_3 -Gehalte der HB-Flächen nur schwer als linearer Vektor im Ordinationsdiagramm abgebildet werden kann. Auch der hohe Sandgehalt (Abb. 35) sowie das weite C/N-Verhältnis (Abb. 36) in HB lassen kaum eine lineare Anpassung des Vektors zu. Die nicht-parametrische Anpassung der Umweltparameter zeigt neben der Robiniendichte und dem C/N-Verhältnis auch Sand als signifikant an (siehe Tab. 6).

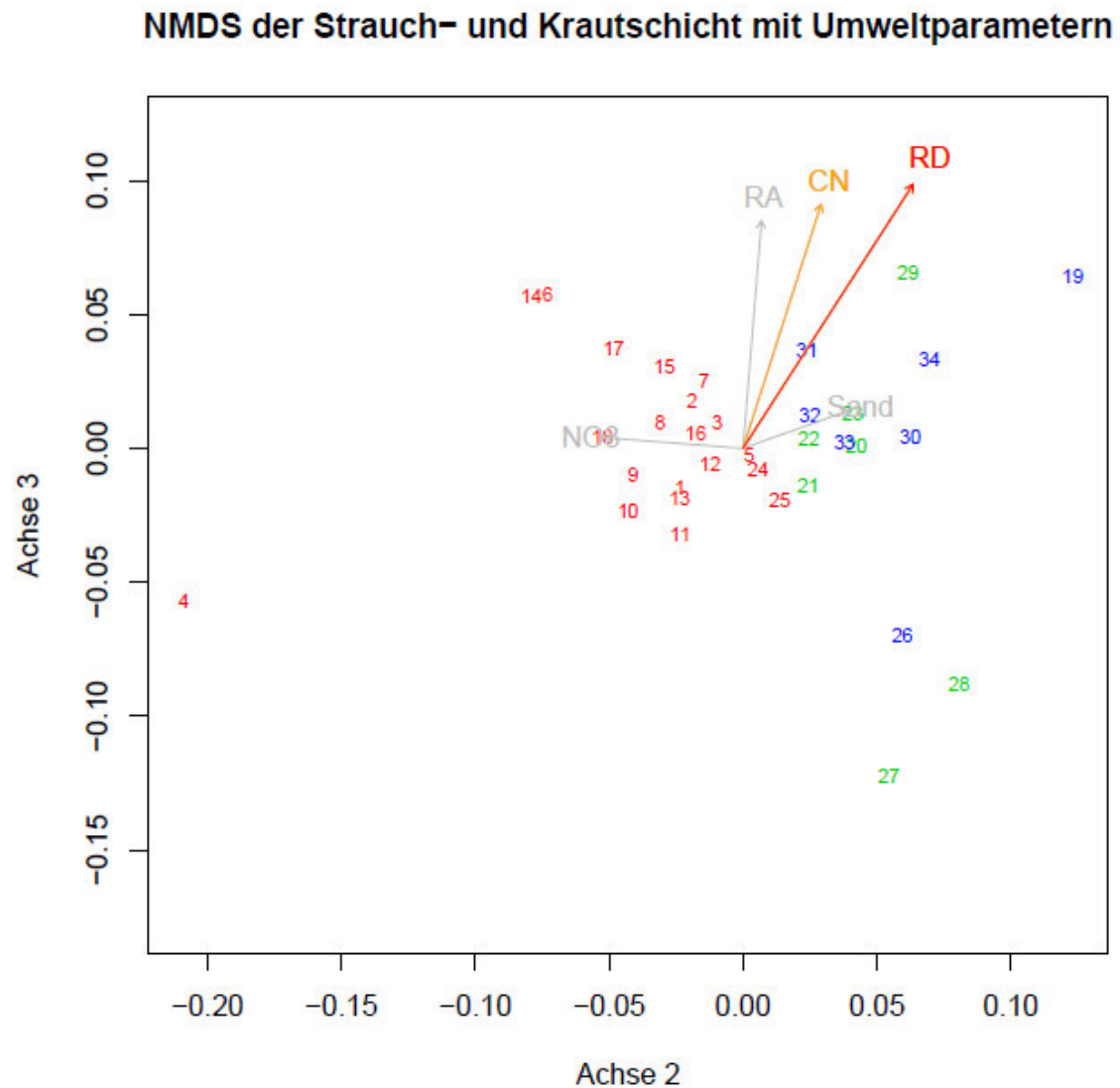


Abbildung 31 NMDS der Bodenvegetation mit Umweltparametern
(orange = $p < 10\%$, rot = $p < 5\%$)

RD = Robinien Dichte, CN = C/N-Verhältnis, RA = Robinien Alter, Sand = Sand, NO₃ = Nitrat

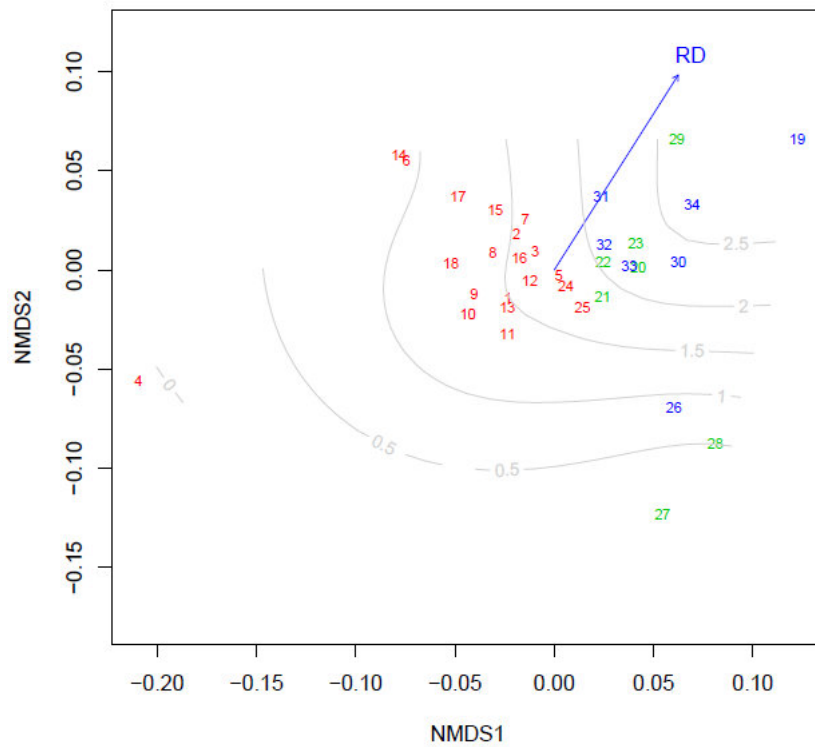


Abbildung 32 NMDS der Bodenvegetation mit Robinendichte

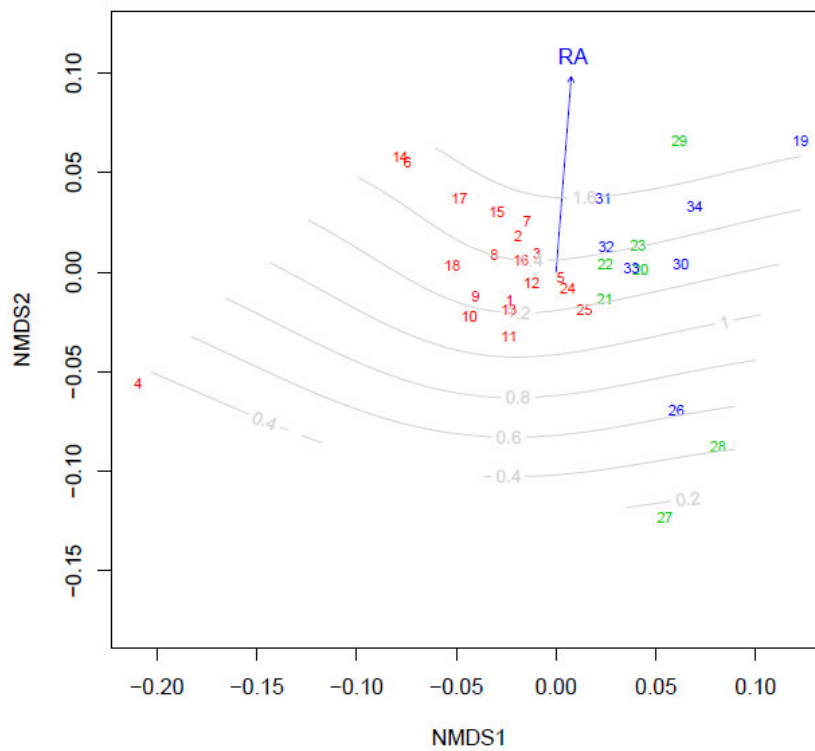


Abbildung 33 NMDS der Bodenvegetation mit Robinienalter

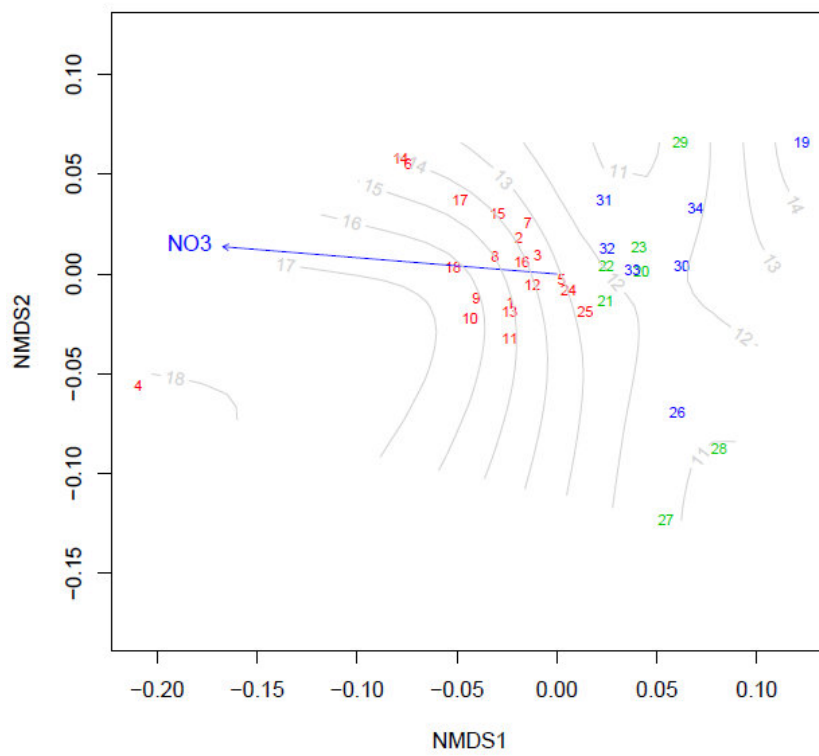


Abbildung 34 NMDS der Bodenvegetation mit NO₃

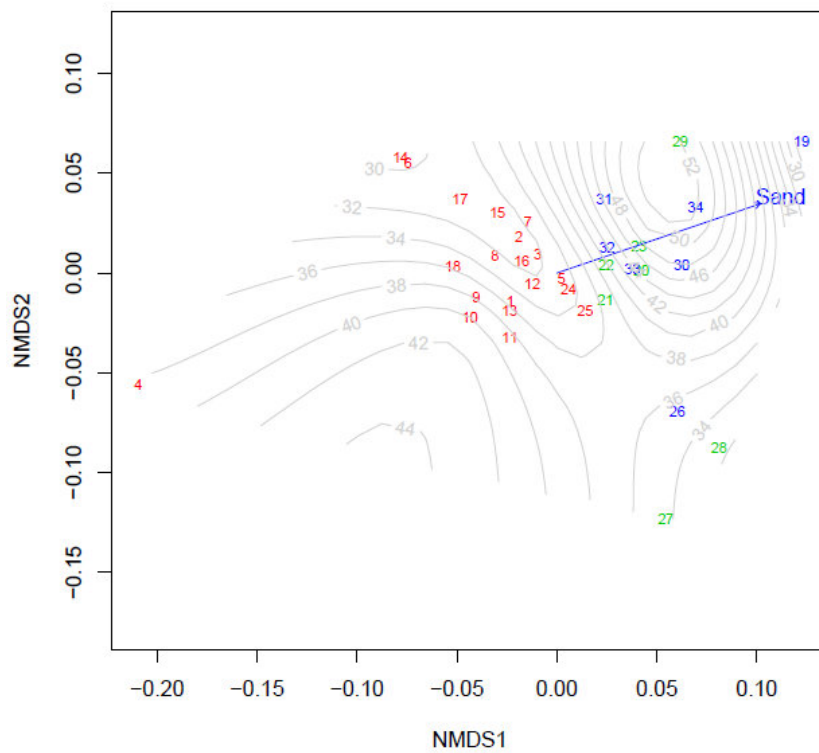


Abbildung 35 NMDS der Bodenvegetation mit Sand

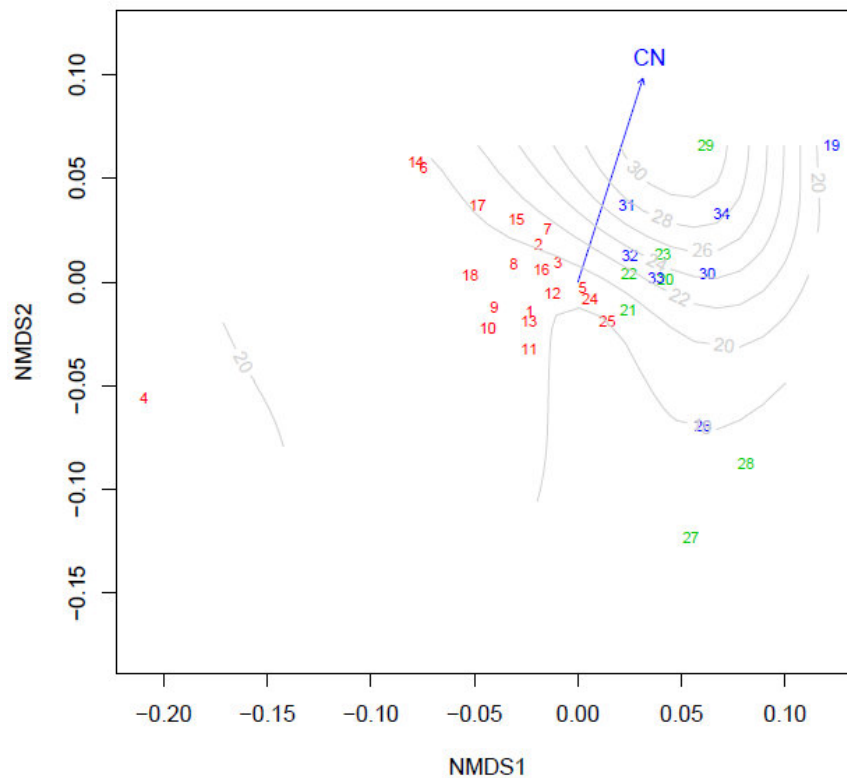


Abbildung 36 NMDS der Bodenvegetation mit C/N

Tabelle 6 Lineare und nicht-parametrische Anpassung der Umweltparameter an die NMDS

Umweltparameter	linear (R^2)	nicht-parametrisch (R^2)
Robiniendichte	0,26 ($p = 0,032$) *	0,32 ($p = 0,029$) *
Robinienalter	0,15 ($p = 0,187$)	0,11 ($p = 0,236$)
NO ₃	0,09 ($p = 0,421$)	0,09 ($p = 0,541$)
C/N	0,21 ($p = 0,069$) .	0,50 ($p = 0,002$) **
Sand	0,04 ($p = 0,728$)	0,36 ($p = 0,030$) *
Signifikanzcodes (bei 999 Permutationen): ** ($p \leq 0,01$), * ($p \leq 0,05$), . ($p \leq 0,1$)		

Um die Auswirkungen des Robinienalters und der Robiniendichte nochmals gesondert, ohne den Einfluss anderer Parameter, zu betrachten, wurde zusätzlich zur NMDS noch eine CCA (siehe Abb. 37) berechnet. Deren Darstellung ($p = 0,005$) zeigt deutlich, dass die Flächen O1 und HB stärker von der Dichte der Robinien beeinflusst werden, wohingegen die Flächen in SR eher mit dem Alter der Robinien variieren.

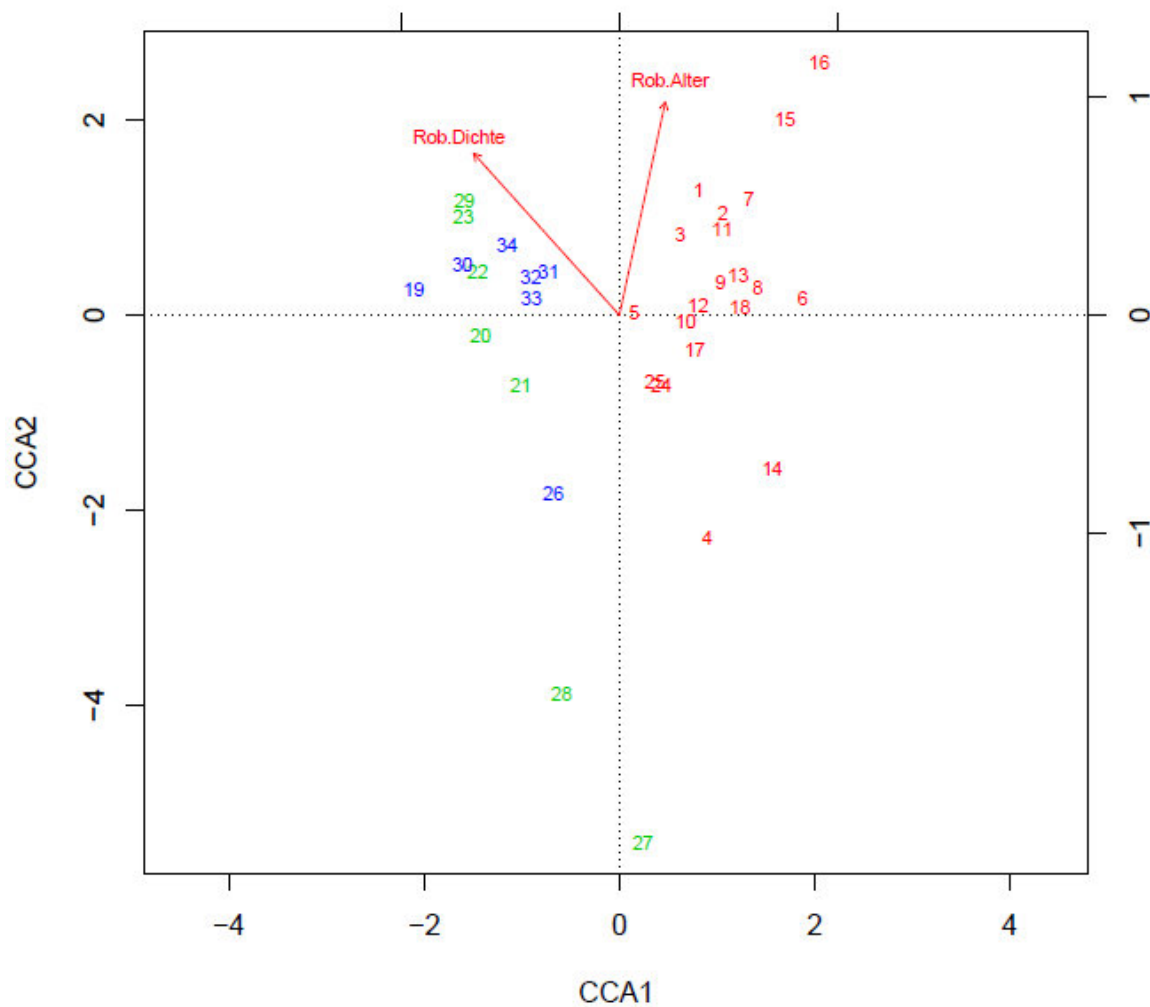


Abbildung 37 CCA der Bodenvegetation unter Einfluss von Robiniendichte und -alter

6. Diskussion

Im Folgenden sollen die angewandten Methoden, die zu überprüfenden Hypothesen sowie die Ergebnisse dieser Arbeit rekapituliert werden.

6.1. Kritische Betrachtung der Methodik

Im Hinblick auf eine lückenlose Transparenz der wissenschaftlichen Vorgehensweise soll das folgende Kapitel eventuelle Messfehler und Unsicherheiten der vorliegenden Untersuchung thematisieren.

6.1.1. Besonderheiten der Untersuchungsflächen

Da einige Untersuchungsflächen innerhalb der Areale relativ nahe beieinander liegen, ist eine gewisse gegenseitige Beeinflussung nicht auszuschließen. Auch KOWARIK (1992) beschrieb dieses Problem bei seiner Untersuchung 'Einführung und Ausbreitung nicht-einheimischer Gehölzarten in Berlin und Brandenburg und ihre Folgen für Flora und Vegetation'. Diese Autokorrelationseffekte müssen bei der Interpretation der Ergebnisse bedacht werden.

Die Auswahl der Altersgruppen erwies sich im Untersuchungsgebiet als äußerst schwierig. Im Rahmen vergangener forstwirtschaftlicher Eingriffe waren viele Robinienstämme abgeschnitten worden. Infolge der teilweise schon zersetzten Baumstümpfe und der zahlreichen Austriebe ließ sich das Alter vieler Individuen nicht mehr genau bestimmen. Zudem wiesen die einzelnen Untersuchungsflächen meist mehrere Robinien unterschiedlicher Altersklassen auf, was die Zuordnung einheitlicher Altersgruppen unmöglich machte. Die aufgenommenen Alterskategorien repräsentieren daher Durchschnittswerte, deren ökologische Aussagekraft möglicherweise begrenzt ist. Es bleibt zu vermuten, dass unter anderem diese Gründe ausschlaggebend dafür waren, dass das Alter der Robinienbestände in der NMDS nicht als signifikanter Einflussfaktor für die Vegetationszusammensetzung identifiziert werden konnte. Da in den Analysen trotz der beschriebenen Probleme stets ein gewisser Einfluss der Alterskategorien zu verzeichnen war, scheint dieser sehr

wohl von Bedeutung zu sein. Das Ergebnis der CCA weist darauf hin, dass die Flächen SR am stärksten vom Alter der vorhandenen Robinien beeinflusst werden. Dies ist schlüssig, zieht man in Betracht, dass die Robinienbestände in O1 eine durchgängig recht homogene Altersstruktur aufweisen und in HB hauptsächlich junge bis mittelalte Bäume vorhanden sind. Es kann daher vermutet werden, dass die Altersunterschiede der Robinien auf diesen Flächen nicht groß genug waren, um signifikante Veränderungen in der Vegetationszusammensetzung zu bewirken. Lediglich die Flächen SR weisen alle drei Alterskategorien auf, weswegen der Einfluss des Robinienalters auf ihnen wohl am deutlichsten zu erkennen ist.

Eine Besonderheit im Untersuchungsgebiet stellen die Flächen HB dar. Sie unterliegen – im Gegensatz zu den Flächen SR und O, welche durch den Marchfelddamm vor Hochwasser geschützt werden – periodischen Überschwemmungen, was zur Zu- aber auch Abfuhr von festen und gelösten Stoffen führen kann (vgl. BLUME et al. 2010). Im Areal HB kommt es vermutlich durch den Abtransport von kleineren Bodenpartikeln (Ton, Schluff) zu einer Akkumulation von Sand sowie zu einer Auswaschung von Nitrat. Die veränderte Korngrößenverteilung hat zusätzliche Auswirkungen auf den Nährstoffgehalt im Boden. Tonminerale besitzen ein großes Adsorptionsvermögen, wodurch unter anderem viel Stickstoff im Boden gehalten werden kann und das C/N-Verhältnis eng bleibt. Im Gegensatz dazu führt die geringe Adsorptionsfähigkeit von Sandböden zu einem Austrag des Stickstoffs und damit zu einem weiteren C/N-Verhältnis (vgl. ebd.). Tatsächlich weisen die Flächen HB mit ihrem höheren Sandgehalt auch einen niedrigeren NO_3 -Gehalt und ein weiteres C/N-Verhältnis auf als die Flächen in SR und O. Da alle Untersuchungsflächen in der Clusteranalyse und den Ordinationsverfahren gemeinsam analysiert werden, muss dieser Umstand bei der Interpretation der Ergebnisse berücksichtigt werden.

6.1.2. *Laboranalyse*

Im Rahmen einer abschließenden Qualitätskontrolle am Ende der Nitratanalyse wurde ein leichter Knick in der Messkurve festgestellt. Die Ursache dafür dürfte in der Intensität der Lichtquelle des Geräts liegen, die über den langen Messzeitraum möglicherweise nicht konstant geblieben war. Der Scan zeigte, dass in den Ergebnissen ein Messfehler von etwa 3 % möglich ist.

Da Böden sehr kleinräumig variieren können (vgl. MELLERT et. al 2008), ist nicht vollständig zu gewährleisten, dass bei der Probenahme mittels Pürckhauer stets repräsentative Stichproben entnommen werden konnten. Dies hätte zu einer leichten Verzerrung der Bodenanalyseergebnisse führen können. Da in dieser Studie jedoch diesbezüglich keine auffälligen Unstimmigkeiten zu verzeichnen waren, wird dieser möglichen Unsicherheit keine weitere Bedeutung beigemessen.

Bei der Analyse des mineralischen Stickstoffs konnten nur in einer einzigen Probe minimale Spuren von Ammonium nachgewiesen werden. Das Fehlen von Ammoniumstickstoff in den Böden des Untersuchungsgebiets wird als Hinweis auf eine hohe Aktivität der nitrifizierenden Mikroorganismen im Boden gedeutet (vgl. *Nitrifikation*, Kap. 2.3).

6.1.3. *Statistische Analysen*

Da die Berücksichtigung derjenigen Arten, die auf den Aufnahmeflächen nur selten vorkamen, im Hinblick auf die Veränderungen der Artenzusammensetzung durchaus von Bedeutung zu sein schien, wurden diese nicht aus dem Datensatz entfernt. Der Stressplot einer zusätzlich berechneten NMDS ohne diese seltenen Arten führte ferner zu keiner Verbesserung des R^2 -Wertes. Die vielen Nullwerte im Datensatz sollten bei der NMDS mit keinerlei Problemen verbunden sein, da diese Methode damit gut umgehen kann (vgl. LEGENDRE & LEGENDRE 1998). Die Ward-Methode, welche in der Clusteranalyse zur Anwendung kommt, beruht jedoch auf der Minimum-Varianz-Analyse. Aufnahmen, die an denselben Stellen Nullwerte aufweisen, werden demnach als ähnlich eingestuft. Die Anwendung der Methode auf Artdatensätze kann daher etwas kritisch betrachtet wer-

den (vgl. LEYER & WESCHE 2007). Für einen ersten Überblick hinsichtlich der Ähnlichkeit der Aufnahmeobjekte ist die Clusteranalyse trotz dieses Nachteils geeignet.

Die Boxplots und auch die Regressionsanalysen konnten aufgrund der Divergenz der HB-Flächen nur mit einem Teildatensatz (SR und O) durchgeführt werden. Dieser war mit 28 Flächen relativ klein. Für die angewandten statistischen Analysen war die Stichprobenanzahl jedoch ausreichend.

Generell ist bei der Interpretation der durch post-hoc-Korrelation auf das NMDS-Diagramm aufgetragenen Umweltvariablen eine gewisse Vorsicht geboten, da die Achsen der NMDS, wie schon in Kapitel 4.4.4.1. beschrieben, untereinander korreliert sein können. Sie bilden demnach nicht unbedingt unabhängige Umweltinformation ab (vgl. LEYER & WESCHE 2007). In der für diese Arbeit erstellten NMDS wird die Robiniendichte sowohl bei linearer als auch bei nicht-parametrischer Anpassung der Umweltparameter als signifikant abgebildet, der NO_3 -Gehalt, trotz nachgewiesener positiver Korrelation mit der Robiniendichte, aber nicht. Aufgrund der analysierten Standortansprüche der vorhandenen Arten ist zu vermuten, dass der Nitratstickstoff in der Tat eine weniger bedeutsame Rolle für die Artenzusammensetzung der Bodenvegetation spielt. Er stellt im Untersuchungsgebiet kein stark limitierendes Kriterium dar und scheint zudem vom Einfluss der Strahlungsintensität überlagert zu werden. Bei der Betrachtung der NMDS-Ordinationen fällt auf, dass die Pfeile für NO_3 und Robiniendichte trotz nachgewiesener positiver Korrelation nicht in dieselbe Richtung zeigen. Dies ist vermutlich darauf zurückzuführen, dass in der NMDS auch die HB-Flächen berücksichtigt werden, welche wegen des hohen Sandgehalts insgesamt niedrigere NO_3 -Werte aufweisen. Auch dieser Umstand könnte sich negativ auf die Signifikanz des Vektors auswirken.

Für eine bessere Beurteilung der Umwelteinflüsse ist die Ordisurf-Abbildung von Vorteil, da hier die nicht-parametrische Anpassung der Umweltvektoren sichtbar wird. Diese zeigen deutlich, dass die Isolinien von NO_3 und Sand in der NMDS nicht parallel zueinander verlaufen. Ein Grund dafür sind u. a. die Werte der Flächen HB, welche im Vergleich zu den anderen Flächen extrem hohe Sandgehalte und damit korrelierte niedrige NO_3 -Gehalte aufweisen.

6.2. Auffällige Messwerte

In der Clusteranalyse der Vegetation fällt Fläche 29 als Ausreißer auf und zeigt bei näherer Betrachtung des floristischen Datensatzes ein verstärktes Auftreten von *Sambucus nigra*, *Geum urbanum*, *Impatiens parviflora*, *Lamium maculatum* und *Urtica dioica*. Da diese zu den nitrophilen Arten gehören (vgl. ELLENBERG et al. 1992), wurden die Stickstoffwerte dieser Fläche mit jenen der anderen Flächen verglichen. Da jedoch keine erhöhten Werte feststellbar waren, wurde vermutet, dass die Andersartigkeit der Fläche möglicherweise auf nicht gemessene Standortparameter zurückzuführen ist. Eine Erklärung für die andere Vegetationszusammensetzung auf Fläche 19 könnte die Randlage innerhalb von O1 sein. Durch den daneben verlaufenden Spazierweg könnte – im Vergleich zu den anderen Flächen – mehr Licht und Wasser zur Verfügung stehen bzw. auch der Eintrag von Pflanzensamen (z. B. durch Tiere oder Spaziergänger) begünstigt werden. Zum Vergleich wurden auch noch Clusteranalysen mit den Distanzen Canberra und Manhattan berechnet, welche die Fläche 19 nicht als Ausreißer aufzeigen. Eine mögliche Erklärung dafür könnte sein, dass diese Distanzen (im Gegensatz zur Bray-Curtis-Distanz) nur in geringem Maß von Variablen mit großen Werten determiniert werden (vgl. KREBS 1989). Die Kraut- und Strauchschicht der Vegetation auf den Untersuchungsflächen in O2 (reiner Eichen-Hainbuchen-Wald) kann nicht als ähnlich eingestuft werden. Dieser Umstand ist auf die extrem karge und heterogene Krautschicht sowie die fehlende Strauchschicht im dicht beschatteten Eichen-Hainbuchen-Wald zurückzuführen (vgl. Kap. 3.5.).

Die Ausreißer der NMDS stellen Fläche 4 (SR) und Fläche 19 (O1) dar. Bei näherer Untersuchung des Datensatzes stellte sich heraus, dass hier einige Arten (u. a. *Acer campestre* und *Acer pseudoplatanus*) stärker ausgeprägt sind als an anderen Standorten des Gebiets. Möglicherweise führt die Randlage der Flächen zu veränderten abiotischen Standortfaktoren (s. o.), wodurch diese Arten einen Konkurrenzvorteil erhalten. Auch die Fläche 29 hebt sich, wie schon die Clusteranalyse vermuten ließ, floristisch von den anderen Flächen in HB ab. Hierfür konnte jedoch keine spezielle Standortbegebenheit als Ursache ausgemacht werden. Die Kraut- und Strauchschicht der Flächen O2 (s. o.) weist auch in der NMDS keine große Ähnlichkeit auf.

6.3. Inhaltliche Interpretation der Ergebnisse

Das nachstehende Kapitel soll sich mit den Resultaten der durchgeführten Analysen auseinandersetzen sowie die gewonnenen Erkenntnisse und deren Bedeutung für die der Arbeit zugrundeliegenden Thesen aufzeigen.

6.3.1. *Auswirkung der Robinie auf die Nährstoffverhältnisse im Boden*

Die in Kapitel 1.2. aufgestellten Hypothesen postulieren, dass der Stickstoffgehalt im Boden unter Robinieneinfluss zunimmt, was zu einer Verengung seines Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnisses führt. Dabei wurde davon ausgegangen, dass sich diese Effekte mit zunehmendem Alter und der Dichte der vorhandenen Robinienbestände verstärken. In der Studie von RICE et al. (2004) wiesen die Robinienstandorte im A-Horizont der Böden zwischen 1,3- und 3,2-mal höhere Stickstoffkonzentrationen auf als vergleichbare Standorte mit Kiefer-Eichen-Bestand. Ähnliches konnte auf den Flächen O1 (dichter Robinienbestand) und O2 (Eichen-Hainbuchen-Bestand) festgestellt werden, wobei die Nitratgehalte der Flächen O1 im Schnitt mehr als doppelt so hoch waren wie die Werte in O2 (vgl. Laborwerte im Anhang II). Während der Stickstoffgehalt, insbesondere der Nitratgehalt, auf den untersuchten Robinienstandorten tatsächlich signifikant höher ist als auf Nicht-Robinienstandorten, lässt sich jedoch keine signifikante Beeinflussung des C/N-Verhältnisses feststellen. Auch die nähere Betrachtung der Flächen O1 (starker Robinienbewuchs) und O2 (keine Robinien) zeigt zwar, wie erwähnt, stark erhöhte Boden-Nitrat-Werte unter den Robinien, jedoch keine signifikanten Unterschiede im C/N-Verhältnis. Eine mögliche Erklärung dafür ist, dass die Präsenz der Robinie mit ihrer stickstoffreichen Laubstreu zwar zu einer erhöhten Aktivität der Mikroorganismen und damit zu einer Erhöhung des $N_{\min}$ -Gehalts im Boden führt (vgl. BÖHMER et al. 1989). Auch RICE et al. (2004) stellten auf Robinienstandorten erhöhte Stickstoff-Mineralisierungs- und Nitrifikationsraten fest. Jedoch überwiegt im Auwald des Untersuchungsgebiets der organisch gebundene Stickstoff in einem so großen Maß, dass die Erhöhung des mineralischen Stickstoffs kaum eine Veränderung des C/N-Verhältnisses bewirkt.

Die Bedeutung von Alter und Dichte der Robinienbestände für die Veränderung der Stickstoffverfügbarkeit (Nitrat) im Boden konnte mittels Boxplots und Regressionsanalyse nachgewiesen werden. Dabei scheint die Robiniendichte von größerer Relevanz zu sein als das Alter der Bäume. Als mögliche Gründe für die schwächere Gewichtung des Robinienalters müssen jedoch die im Kap. 6.1.1. genannten Schwierigkeiten bei der Altersbestimmung sowie bei der Klassenbildung in Betracht gezogen werden. Die formulierten Thesen können dennoch im Hinblick auf die Erhöhung des Gesamtstickstoff- und Nitratgehalts sowie auf die Relevanz der Dichte und des Alters der Robinienbestände bestätigt werden. Eine Beeinflussung des Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnisses wurde jedoch nicht festgestellt.

Im Kontext der Fragestellung waren auch die unterschiedlichen Auswirkungen der Robinie auf die Untersuchungsflächen vor und hinter dem Damm interessant. Hier zeigte sich, dass die Flächen HB (vor dem Damm) sowohl deutlich geringere Kohlenstoff- und Stickstoffwerte als auch ein weiteres C/N-Verhältnis aufweisen als Flächen mit vergleichbarem Robinienbewuchs in SR (hinter dem Damm). RIEGER et al. (2013) untersuchten die Auswirkungen von Deichbau und Umweltgradienten auf Kohlenstofflager im Auwald des Nationalparks Donau-Auen und stellten keine direkte Beeinflussung der Kohlenstofflager durch den Damm fest. Als essentielle Einflussgrößen determinierten sie hingegen die Distanz zur Donau, die dominante Baumart sowie die Magnitude der Grundwasserspiegelschwankungen. Es ist zu vermuten, dass diese Faktoren auch in der vorliegenden Studie eine wichtige Rolle spielen und den Nährstoffgehalt der Böden beeinflussen.

6.3.2. *Auswirkung der Robinie auf die Vegetation*

Die in der Einleitung beschriebenen Thesen gehen von einer Beeinflussung der Bodenvegetation durch die Robinie aus. Diese Veränderungen werden der durch sie erhöhten Nährstoffverfügbarkeit und der Zunahme nitrophiler Arten zugeschrieben. Auch hier wird eine Verstärkung dieser Effekte mit zunehmendem Alter und Dichte der Robinienbestände vermutet.

Wie bereits im Kapitel 6.1.1. erläutert, erwies sich die getrennte Quantifizierung von Alter und Dichte der Robinienbestände mangels geeigneter Untersuchungsflächen als schwer realisierbar. Der Einfluss der Dichte lässt sich deutlicher nachweisen und wird in der NMDS, im Gegensatz zum Alter, als signifikant dargestellt. Auch bei genauerer Betrachtung der Bodenvegetation im Gelände entsteht der Eindruck, dass die festgestellten Veränderungen erst ab einer gewissen Dichte der Robinienbestände eintreten. Bei einzelnen, in die 'natürliche' Vegetation eingestreuten Robinien ist auch bei älteren Exemplaren augenscheinlich keine Differenzierung der Artenzusammensetzung zu erkennen. Indes lässt sich aus der CCA ableiten, dass der Einfluss der Dichte vor allem auf die Flächen HB und O1 wirkt, bei den Flächen in SR jedoch das Alter der Robinien von größerer Bedeutung für die Artenzusammensetzung ist. Hier sind neben verschiedenen Dichtekategorien auch deutlichere Unterschiede in der Altersstruktur vorhanden. Da die Flächen HB und O eine relativ homogene Altersstruktur, aber große Unterschiede in der Dichte der Bestände aufweisen, deutet das Ergebnis der CCA darauf hin, dass das Alter der Robinien sehr wohl Einfluss auf die Bodenvegetation hat, die Altersunterschiede der Robinien in den Beständen HB und O1 jedoch möglicherweise nicht groß genug waren, um in der NMDS als signifikanter Einflussfaktor erkannt zu werden.

In jedem Fall konnte im Rahmen der Untersuchung eine Beeinflussung der Bodenvegetation durch die Robinie festgestellt werden. Das zugrundeliegende Wirkungsgefüge könnte, neben der Veränderung des Stickstoffhaushalts, jedoch auch noch andere, eventuell nicht gemessene Parameter umfassen. Um diese zu determinieren, wurden die artspezifischen Standortansprüche der Pflanzen im Untersuchungsgebiet näher betrachtet. Dabei wurde deutlich, dass die Kombination aus veränderter Licht- und Stickstoffverfügbarkeit auf Robinien-dominierten Flächen nicht alle der vorkommenden Arten in gleichem Maß beeinflusst. Da auch robinienfreie Standorte im harten Auwald relativ hohe Stickstoff- bzw. Nitratwerte aufweisen, ist dieser Faktor nur für ganz besonders stickstoffliebende Pflanzen ein limitierendes bzw. begünstigendes Kriterium. Mäßig stickstoffbedürftige Arten finden im Untersuchungsgebiet auch auf robinienfreien Standorten optimale Bedingungen vor.

Zum Faktor der Stickstoffverfügbarkeit kommt jedoch die veränderte Lichteinstrahlung unter Robinien hinzu. Im Gegensatz zur Studie von KOWARIK (1992) und anderen, die sich mit den Auswirkungen der Robinie auf freie Flächen (Brachen, Trockenrasen etc.)

beschäftigen, führt das Vorhandensein der Robinie im geschlossenen Auwald des Untersuchungsgebiets zu einer Erhöhung der Sonneneinstrahlung im Unterwuchs. Das Überangebot von Licht kann für einige empfindliche Waldarten eine Einschränkung ihrer Vorkommenswahrscheinlichkeit bedeuten (vgl. BÖHMER et al 1989). Die Vegetationsveränderungen, welche sich in den Studien von KOWARIK (1992) oder BÖHMER et al. (2000) als Folge der Robinieninvasion einstellten, wurden auf das verstärkte Auftreten nitrophiler bzw. auf die Verdrängung oligotropher Arten zurückgeführt. Auch im Auwald des Untersuchungsgebiets nehmen einige hochgradig nitrophile Arten (z. B. *Sambucus nigra*, *Urtica dioica*, *Aegopodium podagraria*) zu. Oligotrophe Arten sind im ohnehin stickstoffreichen Habitat jedoch nicht vorhanden. Verdrängungseffekte sind indes hinsichtlich photosensibler Arten (z. B. *Allium ursinum*, *Galium odoratum*, *Anemone ranunculoides*, *Polygonatum latifolium*) zu beobachten.

Im Rahmen der vorliegenden Studie kann bestätigt werden, dass die Verbreitung einiger nitrophiler Arten, die zur typischen Begleitvegetation von Robinien zählen (vgl. BÖHMER et al. 1989), unter dem Einfluss von *Robinia pseudoacacia* anstieg, die der lichtempfindlichen Arten hingegen abnahm. Die augenscheinliche Betrachtung der Flächen O1, auf denen der dichteste Robinienbewuchs zu verzeichnen war, bekräftigte die Vermutung, dass die Bodenvegetation ab einer gewissen Robinienbestandsdichte ein gänzlich anderes, eintönigeres Erscheinungsbild aufweist als die Vegetation ohne bzw. mit nur geringem Robinienbewuchs. Auch BÖHMER et al. (1989) weisen auf einen monotonen, artenarmen Unterwuchs in Robinienwäldern hin. Möglicherweise hemmt auch die allelopathische Wirkung der Robinie das Wachstum einiger Arten (vgl. Kap. 2.2.). *Robinia pseudoacacia* bewirkt zudem eine starke Durchwurzelung und Auflockerung des Oberbodens (vgl. ebd.). Es kann vermutet werden, dass diese Veränderung der physikalischen Bodeneigenschaften ebenfalls Einfluss auf die Bodenvegetation hat.

Das Zusammenspiel der veränderten Licht- und Nährstoffverfügbarkeit sowie die Veränderung der physikalischen und chemischen Bodeneigenschaften scheinen einen komplex zusammenhängenden Einfluss auf die Artenzusammensetzung der Standorte zu haben. Die Ergebnisse der NMDS sowie die Auswertung der Standortansprüche und Abundanz der vorkommenden Arten lassen den Schluss zu, dass unter Robinieneinfluss eine Veränderung der Bodenvegetation stattfindet. Die im Rahmen der Arbeit formulierte These

konnte demnach zumindest im Hinblick auf die Relevanz der Robiniendichte eindeutig verifiziert werden.

6.3.3. Naturschutzrelevante Überlegungen

Die Überprüfung der Thesen, welche in dieser Arbeit behandelt werden, hat nicht zuletzt für naturschutzfachliche Aspekte aktuelle Bedeutung.

„Aus Sicht des Naturschutzes sind es vor allem naturnahe Biotoptypen, wie Auwälder, flussbegleitende Hochstaudenfluren oder Pionierstandorte [sic!] in denen nicht-heimische Pflanzenarten (Neophyten) problematisch sind“ (BLAB 2002).

Im Nationalpark Donau-Auen werden Robinien zwar noch nicht im großen Maßstab bekämpft, wie es beispielsweise beim Götterbaum (*Ailanthus altissima*) der Fall ist, doch steht die Art unter scharfer Beobachtung und wird bereits verstärkt aus den Beständen genommen (vgl. Kap. 3.6.: persönliche Mitteilung von Dipl.-Ing. Bernhard Posch, ÖBf, 11.02.2013).

Auch wenn die Donau-Auen u. a. durch die Flussregulierung sowie forstliche Nutzung anthropogen verändert wurden, werden sie trotzdem als kostbare und schützenswerte Naturlandschaft angesehen. Die natürliche, ursprüngliche Vegetation ist in Mitteleuropa nicht mehr erhalten, die potentielle natürliche Vegetation, welche sich unter heutigen Standortbedingungen als Schlussgesellschaft einstellen würde, ist indes bei Überlegungen zum Naturschutz und bei der Raumplanung durchaus von Bedeutung (vgl. SCHULZE et al. 2002). Generell liegen vielen Naturschutzfragen syndynamische Überlegungen zugrunde (vgl. SCHULZE et al. 2002; FREY & LÖSCH 2010), da es heute

„...oft weniger um den Schutz naturnaher Vegetation als vielmehr um halbnatürliche bis naturnahe, durch früher übliche extensive bis mäßig intensive Nutzung entstandene Pflanzengesellschaften“ geht (DIERSCHKE 1994).

Das Gebiet der Donau-Auen zählt mitunter zu den „ökologisch wertvollsten Regionen Österreichs“ (UMWELTBUNDESAMT Zugriff: 03.02.2013) und soll daher erhalten bzw. die ökologischen Verhältnisse sollen sogar noch verbessert werden (vgl. NATIO-

NALPARK DONAU-AUEN 2011-2013c). Die im Rahmen dieser Untersuchung beschriebenen Effekte der Robinie auf die Nährstoffverfügbarkeit im Boden und die Artenzusammensetzung der Bodenvegetation könnten sich in diesem Kontext zu einem erstzunehmenden Problem entwickeln. Zwar deutet einiges darauf hin, dass die beobachteten Effekte der ökosystemaren Veränderungen erst ab einer gewissen Dichte der Bestände eintreten. Da die Robinie als Pioniergehölz im geschlossenen Auwald vermutlich gar nicht fähig ist, selbstständig solche dichten Bestände auszubilden, könnte die aktuell praktizierte gezielte Brennholznutzung der Art ausreichend sein, um das Ökosystem der harten Au vor größeren Modulationen durch die Robinie zu schützen. Jedoch weist bereits KOWARIK (1992) darauf hin, dass die Robinie als Waldpionier zwar früher oder später von höherwüchsigen Baumarten (z. B. *Acer*, *Quercus* o. ä.) verdrängt würde, sich jedoch unter den Robinien eine gänzlich andere Schlussgesellschaft ausgebildet hätte, als dies bei einer anderen Baumart der Fall gewesen wäre. Trotz der möglicherweise zeitlich begrenzten Einflussnahme der Robinie sind daher langfristige Vegetationsveränderungen nicht auszuschließen. Da eine Abschätzung der naturschutzfachlich angemessenen Handlungsstrategien bezüglich *Robinia pseudoacacia* aber nicht Gegenstand dieser Arbeit ist, soll an dieser Stelle von einer Beurteilung der Situation aus diesem Blickwinkel Abstand genommen und auf die Notwendigkeit weiterführender Studien verwiesen werden.

7. Zusammenfassung und Schlussfolgerungen

Zielsetzung der vorliegenden Arbeit war die Überprüfung der folgenden zuvor formulierten Thesen:

- Das Vorhandensein von *Robinia pseudoacacia* im harten Auwald des Nationalparks Donau-Auen führt zu einer Erhöhung des Stickstoffgehalts und damit zu einer Verengung des Kohlenstoff-Stickstoff-Verhältnisses im Boden.
- Dies bewirkt eine Zunahme nitrophiler Arten und damit eine Veränderung der Artenzusammensetzung in der Krautschicht.
- Zusätzlich soll der Einfluss des Alters sowie der Dichte der Robinienbestände quantifiziert werden.

Mithilfe der angewandten Methoden konnte nachgewiesen werden, dass das Vorhandensein von *Robinia pseudoacacia* den Stickstoffgehalt im Boden des Untersuchungsgebiets erhöht. Dieser Effekt ist vor allem in Bezug auf den Nitratgehalt zu verzeichnen, der auf Standorten mit Robinienbewuchs deutlich größer war als auf solchen ohne Robinien. Die Dichte der Robinienbestände scheint dabei eine größere Rolle zu spielen als das Alter der Bäume. Dieses Ergebnis könnte jedoch durch die Schwierigkeiten bei der Altersbestimmung, bedingt durch vergangene forstwirtschaftliche Eingriffe sowie durch die Heterogenität der Altersstufen innerhalb der einzelnen Untersuchungsflächen, beeinflusst worden sein. Bezüglich der Weite des Kohlenstoff-Stickstoff-verhältnisses kann kein signifikanter Zusammenhang mit dem Robinienbewuchs festgestellt werden.

Die vermuteten Veränderungen der Bodenvegetation unter Robinieneinfluss konnten anhand der Untersuchungsergebnisse bestätigt werden. Diese weisen dabei in erster Linie auf die Relevanz der Robiniendichte hin, wobei trotz der obengenannten Schwierigkeiten auch deutliche Hinweise auf die Bedeutung des Alters der Bäume gefunden werden konnten. Der Einfluss der Robinien scheint dabei nicht nur in der erhöhten Nährstoffverfügbarkeit begründet zu sein. Zwar konnte unter Robinien eine Zunahme der nitrophilen Arten beobachtet werden. Der späte Blattaustrieb und das lichtdurchlässige Laub von *Robinia pseudoacacia* führen jedoch auch zu einer erhöhten Strahlungsintensität am Boden,

was zu veränderten Standortbedingungen (Wärme, Licht) und folglich zu einer verringerten Abundanz einiger lichtempfindlicher Waldarten in der Krautschicht führt. Auch der Einfluss der durch die Robinien veränderten physikalischen Bodeneigenschaften (Auflockerung der oberen Bodenschicht) sowie die mögliche Wirkung allelopathischer Pflanzenstoffe könnten zu einer Manipulation der Bodenvegetation beitragen.

Ab einer gewissen Robiniendichte werden die Veränderungen in der Artenzusammensetzung der Kraut- und Strauchschicht auch augenscheinlich bemerkbar. Dabei konnten Hinweise auf eine Monotonisierung des Unterwuchses von *Robinia pseudoacacia* gefunden werden. Eine Abnahme der Artenzahl könnte dabei ein ernstzunehmendes Problem für die biologische Vielfalt im geschützten Gebiet des Nationalparks Donau-Auen bedeuten. Um aus den in dieser Arbeit gewonnenen Erkenntnissen Empfehlungen für naturschutzfachliche Strategien bezüglich *Robinia pseudoacacia* abzuleiten, bedarf es jedoch zusätzlicher Untersuchungen.

In weiterführenden Studien könnte zudem versucht werden, die Signifikanz des Alters der Robinien noch näher zu determinieren. Dafür wäre es sinnvoll, verschiedene Bestände zu untersuchen, die mehrere, deutlich voneinander abgrenzbare Altersklassen von Robinien aufweisen. Interessant wäre zudem die Untersuchung von Flächen, die variierende Alters-, aber einheitliche Dichteklassen aufweisen. Auf ihnen könnte der reine Einfluss der Altersstruktur der Robinien quantifiziert werden und des Weiteren der Frage nachgegangen werden, in welchem zeitlichen Rahmen die Veränderungsprozesse im Boden und in der Vegetation miteinander gekoppelt sind bzw. ob hier eventuell Verzögerungsprozesse zu erkennen wären.

Durch künstliche Nitratdüngung auf Nicht-Robinien-Standorten bzw. eine Beschattung der Bodenvegetation unter Robinien könnte zudem versucht werden, den Einfluss von Nährstoffverfügbarkeit und Strahlungsintensität auf die Bodenvegetation weiter zu differenzieren. In einer solchen Untersuchung würde möglicherweise auch die eventuelle Wirkung allelopathischer Stoffe deutlicher erkennbar.

8. Abkürzungsverzeichnis

		km	Kilometer
à	ein Stück	L.	Linné
Abb.	Abbildung	l	Liter
a. d.	an der	LM	Linear Model
BA	Bachelor of Arts	IS	lehmgiger Sand
CaCl ₂	Calciumchlorid	m	Meter
C	Kohlenstoff	m ²	Quadratmeter
°C	Grad Celsius	Mag.	Magister/Magistra
Ca	Calcium	mg	Milligramm
ca.	circa	min.	mindestens
CCA	Kanonische Korrespondenzanalyse	Mio.	Millionen
Cl	Chlor	ml	Milliliter
cm	Zentimeter	mm	Millimeter
Dipl.-Ing.	Diplomingenieur(in)	mol	Mol
Dipl.-Geogr.	Diplomgeograph(in)	MSc	Master of Science
Dr.	Doktor(in)	µm	Mikrometer
ebd.	ebenda	N	Stickstoff
e.g.	exempli gratia	Na	Natrium
et al.	et alii	Na ₄ P ₂ O ₇	Tetranatriumdiphosphat
etc.	et cetera	N _{gesamt}	Gesamtstickstoff
g	Gramm	NH ₄	Ammonium
GAM	Generalized Additive Model	nm	Nanometer
H	Wasserstoff	NMDS	Non-Metric Multidimensional Scaling
h	Stunde	NO ₂	Nitrit
HB	Fläche Hainburg	NO ₃	Nitrat
Hrsg.	Herausgeber(in)	O	Sauerstoff
K	Kalium	O1	Orth 1
Kap.	Kapitel	O2	Orth 2
		o. ä.	oder ähnliche

Abkürzungsverzeichnis

ÖBf	Österreichische Bundesforste	s. o.	siehe oben
		SR	Stopfenreuth
o. J.	ohne Jahreszahl	s. u.	siehe unten
o. O.	ohne Ortsangabe	T	Ton
p	Signifikanzniveau	Tab.	Tabelle
r	Pearson-Korrelationskoeffizient	U	Schluff
		u. a.	unter anderem
R ²	Bestimmtheitsmaß	UBA	Umweltbundesamt
rho	Spearman-Korrelationskoeffizient	v. a.	vor allem
		vgl.	vergleiche
S	Schwefel	z. B.	zum Beispiel
s	Sekunde	&	und
sL	sandiger Lehm		

9. Literaturverzeichnis

- AICHELE, D., GOLTE-BECHTLE, M. (1986): *Was blüht denn da? Wildwachsende Blütenpflanzen Mitteleuropas*. Stuttgart: Franckh'sche Verlagshandlung.
- BACKHAUS, K., ERICHSON, B., PLINKE, W., WEIBER, R. (2008): *Multivariate Analysemethoden*. Berlin-Heidelberg: Springer.
- BÄRLOCHER, F. (1999): *Biostatistik. Praktische Einführung in Konzepte und Methoden*. Stuttgart: Georg Thieme.
- BAUMEISTER, W. (1952): *Mineralstoffe und Pflanzenwachstum*. Jena: Gustav Fischer.
- BERGER, R. (2011): *Ökosystem Wien. Die Naturgeschichte einer Stadt. Band 2. Wiener Umweltstudien*. Wien: Böhlau.
- BERTHOLD, D. (2005): *Soil chemical and biological changes through the N₂ fixation of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) - A contribution to the research of tree neophytes*. Göttingen: Georg-August-Universität.
- BILDUNGSSCHMIEDE (2010): *Schwerpunkt I: Bodenentstehung*.
www.bildungsschmiede.at (Zugriff: 28.11.2012).
- BLAB, A. (2002): *Die "Aliens" kommen! Problematik der Einschleppung, Einfuhr und Ausbringung von nicht-heimischen Arten*. Wien: Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft.
- BLUME, H.-P., BRÜMMER, G. W., HORN, R., KANDELER E., KÖGEL-KNABNER, I., KRETZSCHMAR, R., STAHR, K., WILKE, B. M. (2010): *Scheffer / Schachtschabel. Lehrbuch der Bodenkunde*. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.

- BÖHMER H. J., HEGER, T., TREPL L. (2000): *Fallstudien zu gebietsfremden Arten in Deutschland*. Nürnberg-Freising: Institut für angewandte ökologische Studien / Technische Universität München.
- BÖHMER, K., BURESCH, W., FRANK, K., HOLZNER, W., KRIECHBAUM, M., KUTZENBERGER, H., LAZOWSKI, W., PAAR, M., SCHRAMAYR G., ZUKRIGL, K. (1989): *Biotoptypen in Österreich: Vorarbeiten zu einem Katalog*. Wien: Umweltbundesamt / Universität für Bodenkultur.
- BOKU (Zugriff: 25.01.2012, o. J.): *Universität für Bodenkultur Wien. Ökologische Zeigerwerte*. <http://statedv.boku.ac.at/zeigerwerte/>.
- BRANDES, D. (1999): *Standortfaktor Stickstoff - Nitrophytenvegetation*. In: Berichte der Reinhold-Tüxen-Gesellschaft 11, 305-320. Hannover: RTG.
- BRAUN-BLANQUET, J. (1964): *Pflanzensoziologie. Grundzüge der Vegetationskunde*. Wien-New York: Springer.
- CASTRO-DIÈZ, P., GONZÁLEZ-MUÑOS N., ALONSO A., GALLARDO, A., POORTER, L. (2009): *Effects of exotic invasive trees on nitrogen cycling: a case study in Central Spain*. In: Biological Invasions. Ausgabe 11: 1973-1986. Springer Science+Business Media B.V. (o. O.).
- CATTELL, R. B. (1966): *The scree test for the number of factors*. In: Multivariate Behavioral Research. Ausgabe 1: 245–276. London: Psychology Press.
- DIERSCHKE, H. (1994): *Pflanzensoziologie: Grundlagen und Methoden*. Stuttgart: Ulmer.
- DYTHAM, C. (2011): *Choosing and Using Statistics: A Biologist's Guide*. Malden, Massachusetts [u.a.]: Wiley-Blackwell.

- eBOD (2009) *Digitale Bodenkarte Österreichs*. Bundesforschungs- und Ausbildungszentrum für Wald, Naturgefahren und Landschaft [Hrsg.].
http://gis.lebensministerium.at/eBOD/frames/index.php?&146=true&gui_id=eBOD (Zugriff: 18.04.2012).
- ELLENBERG, H., WEBER, H. E., DÜLL, R. WIRTH, V., WERNER, W., PAULIßEN, D. (1992): *Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa*. In: Scripta Geobotanica. Ausgabe 18: 9-166. Göttingen: Erich Goltze.
- ELTON, C. S. (1958): *The Ecology of Invasions by Animals and Plants*. London: Methuen & Co. Ltd.
- ERNST, W. H. O. (1986): *Die Wirkung chemischer Komponenten der Laubstreu auf das Wald-Greiskraut, Senecio sylvaticus*. In: HENDRICKS, A. [Hrsg.]: Abhandlungen aus dem Westfälischen Museum für Naturkunde. Ausgabe 48 (2/3): 291-301. Bönen: Kettler.
- ESSL, F., HAUSER E. (2003): *Verbreitung, Lebensraumbindung und Managementkonzept ausgewählter invasiver Neophyten im Nationalpark Thayatal und Umgebung (Österreich)*. In: Linzer biologische Beiträge. Ausgabe 35/1: 75-101. Linz: OÖ Landesmuseum.
- ESSL, F., RABITSCH W. (2005): *Neobiota in Österreich*. In: Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft [Hrsg.]: Aliens - Neobiota in Österreich. Wien: Böhlau.
- ESSL, F., WALTER, J. (2005): *Ausgewählt Neophyten*. In: Bundesministerium für Land- und Forstwirtschaft, Umwelt und Wasserwirtschaft [Hrsg.]: Aliens - Neobiota in Österreich. Wien: Böhlau.

- FISCHER, M. A. (2008): *Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol*.
Linz: Land Oberösterreich, OÖ Landesmuseen.
- FREY, W., LÖSCH, R. (2010): *Geobotanik: Pflanze und Vegetation in Raum und Zeit*.
Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.
- FREY, W., LÖSCH, R. (1998): *Lehrbuch der Geobotanik. Pflanze und Vegetation in
Raum und Zeit*. Stuttgart [u.a.]: Gustav Fischer.
- GARBER, G. (1997): *Beiträge zur Landschaftsökologie im Marchfeld unter besonderer
Berücksichtigung der Grundwassersituation*. Wien: Universität Wien.
- GEOLEXIKON (2010): *Standortanspruch*.
<http://www.geodsz.com/deu/d/Standortanspruch> (Zugriff: 03.02.2013)
- GRAU, J., KREMER, B. P., MÖSELER, B. M., RAMBOLD, G., TRIEBEL, D. (1990)
In: STEINBACH, G. [Hrsg.]: *Gräser*. München: Mosaik.
- GRÜMMER, G. (1955): *Die gegenseitige Beeinflussung höherer Pflanzen - Allelopathie*.
Jena: Gustav Fischer.
- HARRIS, J. (1987): *Die Tiere und Pflanzen Europas in Farbe*. München: Delphin.
- HECKER, U. (2000): *Bäume und Sträucher*. München-Wien [u.a.]: BLV.
- JÄGER, E. J. (1988): *Möglichkeiten der Prognose synanthroper Pflanzenausbreitung*. In:
Flora. Ausgabe 180 (1/2): 101-131. Jena: Elsevier.
- JANAUER, G. A. (2003): *Ökotone Donau-March*. Innsbruck: Wagner.
- KEGEL, B. (1999): *Die Ameise als Tramp - von biologischen Invasionen*. Zürich:
Ammann.

- KIRCHMEIR, H. (2001): *Methoden der Stichprobenwahl und der Ergebnisinterpretation im Rahmen eines Hemerobiebewertungsverfahrens für Wälder*. Wien: Universität Wien.
- KNAPP, R. (1980a): *Eigenschaften, Wirkung und Methodik der Allelopathie*. In: Angewandte Botanik. Ausgabe 54 (3/4): 125-138. Hamburg: Vereinigung für Angewandte Botanik e.V.
- KNAPP, R. (1980b): *Grundlagen der gegenseitigen Beeinflussung zwischen Gesellschaften, Arten und Individuen von Pflanzen*. In: Epharmonie. Berichte des Internationalen Symposiums IVV in Rinteln 1979: 37-52. Den Haag: Junk.
- KOWARIK, I. (1992): *Einführung und Ausbreitung nicheinheimischer Gehölzarten in Berlin und Brandenburg und ihre Folgen für Flora und Vegetation*. Berlin-Brandenburg: Verhandlungen des Botanischen Vereins von Berlin und Brandenburg.
- KREBS, C. J. (1989): *Ecological methodology*. New York [u.a.]: Harper Collins.
- KREEB, K. H. (1983): *Vegetationskunde. Methoden und Vegetationsformen unter Berücksichtigung ökosystemischer Aspekte*. Stuttgart: Ulmer.
- KUITERS A., T., VAN BECKHOFEN, K., ERNST, W. H. O. (1986): *Chemical influences of tree litter on herbaceous vegetation*. In: Forest dynamics research in western and central Europe: 103-111. Wageningen (NL): International Union of Forestry Research Organizations.
- KUITERS, A. T. (1987): *Phenolic acids and plant growth in forest ecosystems*. Amsterdam: Academisch Proefschrift Vrije Universiteit.
- LEGENDRE, P., LEGENDRE, L. (1998): *Numerical Ecology*. Amsterdam: Elsevier.

- LEYER, I., WESCHE, K. (2007): *Multivariate Statistik in der Ökologie*. Berlin [u.a.]: Springer.
- LUDWIG, M. (2000): *Neue Tiere & Pflanzen in der heimischen Natur*. München-Wien [u.a.]: BLV.
- MAIR, P., ZEMMER, F. (2004): *Vegetationskundliche Untersuchungen an der Etsch zwischen Meran und Salurn (Südtirol)*. In: Gredleriana. Ausgabe 4: 19-54. Bozen: Naturmuseum Südtirol.
- MELLERT, K. H., KÖLLING, C., RÜCKER, G., SCHUBERT A. (2008): *Kleinräumige Variabilität von Waldboden-Dauerbeobachtungsflächen in Bayern*. In: Waldökologie, Landschaftsforschung und Naturschutz. Heft 6: 43-60. Remagen-Oberwinter: Kessel.
- MÜNKER, B. (1982) In: STEINBACH, G. [Hrsg.]: *Wildblumen*. München: Mosaik.
- NASIR, H., IQBAL, Z., HIRADATE, S., FUJII, Y. (2005): *Allelopathic Potencial of Robinia pseudo-acacia L.* Jornal of Chemichal Ecology. Ausgabe 31/9: 2179-2192. Springer Science+Business Media B.V. (o. O.).
- NATIONALPARK DONAU-AUEN (2011-2013a): *Lebensräume*.
<http://www.donauauen.at/?area=nature&subarea=habitats> (Zugriff 23.01.2013).
- NATIONALPARK DONAU-AUEN (2011-2013b): *Managementplan 2009-2013*.
http://www.donauauen.at/dateien/2216_Managementplan_download_1.12.09.pdf
(Zugriff 17.01.2013).
- NATIONALPARK DONAU-AUEN (2011-2013c): *Naturschutz*.
<http://www.donauauen.at/?area=nature&subarea=conservation> (Zugriff 18.02.2013).

NATIONALPARK DONAU-AUEN (2011-2013d): *Zahlen, Daten, Fakten*.

<http://www.donauauen.at/?area=nationalpark&subarea=numbers> (Zugriff 18.02.2013).

NATIONALPARKS AUSTRIA (2012-2014): *Was ist ein Nationalpark?*

<http://www.nationalparksaustria.at/nationalparks-360-grad/was-ist-ein-nationalpark-np/> (Zugriff 22.12.2012).

NENTWIG, W. (2010): *Invasive Arten*. Bern: Haupt.

NENTWIG, W., BACHER, S., BRANDL, R. (2009): *Ökologie kompakt*. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.

ÖNORM L 1050 (2004): *Boden als Pflanzenstandort - Begriffe und*

Untersuchungsverfahren. Wien: Österreichisches Normierungsinstitut [Hrsg.].

ÖNORM L 1059 (1993): *Probenahme von Waldböden*. Wien: Österreichisches Normierungsinstitut [Hrsg.].

ÖNORM L 1061-2 (2002): *Physikalische Bodenuntersuchungen - Bestimmung der Korngrößenverteilung des Mineralbodens. Teil 2: Feinboden*. Wien:

Österreichisches Normierungsinstitut [Hrsg.].

ÖNORM L 1062 (2003): *Physikalische Bodenuntersuchungen - Bestimmung des*

Wassergehaltes und des Wasseranteils. Wien: Österreichisches

Normierungsinstitut [Hrsg.].

ÖNORM L 1091 (1999): *Chemische Bodenuntersuchungen- Bestimmung von*

mineralischem Stickstoff. Wien: Österreichisches Normierungsinstitut [Hrsg.].

PICKETT, S. T. A. (1989): *Space-for-Time Substitution as an Alternative to Long-Term*

Studies In: LIKENS, G. E. [Hrsg.]: *Long-Term Studies in Ecology. Approaches and Alternatives*: 110-135. New York [u.a.]: Springer.

- RECKENDORFER, W. (2006): *Morphometrie, Hydrologie und Sedimentologie in den Orther Donauauen*. Wissenschaftliche Reihe. Heft 6. Wien: Nationalpark Donau-Auen.
- RECKENDORFER, W., HEIN, T. (2006): *Morphometrie, Hydrologie und Sedimentologie in der Unteren Lobau*. Wissenschaftliche Reihe. Heft 4. Wien: Nationalpark Donau-Auen.
- REICHELT, G., WILMANNS, O. (1973): *Vegetationsgeographie*. Braunschweig: Westermann.
- RICCIARDI, A. (2008): *The book that began invasion ecology*. In: Nature. Ausgabe 452/6: 34. London: Nature Publishing Group.
- RICE, E. L. (1974): *Allelopathy*. New York: Academic Press.
- RICE, S. K., WESTERMAN, B., FEDERICI, R. (2004): *Impacts of the exotic, nitrogen-fixing black locust (Robinia pseudoacacia) on nitrogen-cycling in a pine-oak ecosystem*. In: Plant Ecology. Ausgabe 174: 97-107. Springer Science+Business Media B.V. (o. O.).
- RICHTER, G. (1998): *Stoffwechselphysiologie der Pflanzen*. Stuttgart [u.a.]: Thieme.
- RIEGER, I., LANG, F., KLEINSCHMIT, B., KOWARIK, I., CIERJACKS, A. (2013): *Fine root and aboveground carbon stocks in riparian forests: the roles of diking and environmental gradients*. In: Plant and Soil. Springer Science+Business Media B.V. (o. O.).
- ROLOFF, A. (2010): *Bäume Nordamerikas : von Alligator-Wacholder bis Zucker-Ahorn ; alle charakteristischen Arten im Porträt*. Weinheim: Wiley-VCH.
- ROWELL, D. L. (1997): *Bodenkunde*. Berlin [u.a.]: Springer.

- SCHAUER, T., CASPARI, C. (1983): *Farbige Pflanzenwelt: nach Blütenfarben erkennen und bestimmen*. München: BLV.
- SCHULZE E. D., BECK, E., MÜLLER-HOHENSTEIN, K. (2002): *Pflanzenökologie*. Heidelberg [u.a.]: Spektrum Akademischer Verlag.
- SCHÜTT, P. & BLASCHKE, H. (1980): *Jahreszeitliche Verschiedenheiten in der allelopathischen Wirkung von von Salix caprea-Blättern*. In: Flora. Ausgabe 169/4: 316-328. Jena: Elsevier.
- SIMPSON, G. (2011): *What is ordisurf() doing...?*
<http://ucfagls.wordpress.com/2011/06/10/what-is-ordisurf-doing/> (Zugriff: 07.02.2013).
- STARMÜHLNER F. (1970): *Naturgeschichte Wiens in vier Bänden. Band 1. Lage, Erdgeschichte und Klima*. Wien [u.a.]: Jugend und Volk.
- SUKOPP, H. (1972): *Wandel von Flora und Vegetation in Mitteleuropa unter dem Einfluß des Menschen*. In: Berichte über Landwirtschaft 50/1: 112-139. Hamburg-Berlin: Bundesministerium für Ernährung, Landwirtschaft und Verbraucherschutz / Stuttgart: Kohlhammer.
- TREMP, H. (2005): *Aufnahme und Analyse vegetationsökologischer Daten*. Stuttgart: Ulmer.
- UMWELTBUNDESAMT (2013): *Nationalparks in Österreich*.
<http://www.umweltbundesamt.at/umweltsituation/naturschutz/sg/nationalparks/>
(Zugriff: 03.02.2013).

- WALTER, B., GUTTE, P. (2003): *Die Vegetation des Lauchs bei Eilenburg – ein Beitrag zur Kenntnis nordwestsächsischer Pflanzengesellschaften, insbesondere des Hartholz-Auenwaldes der Mulde*. In: Hercynia. Ausgabe 36: 47-73. Halle (Saale): Universität Halle.
- WALTER, H. (1960): *Grundlagen der Pflanzenverbreitung - Standortslehre*. Stuttgart: Ulmer.
- WANG, B., LIU, G., XUE, S. (2012): *Effect of black locust (Robinia pseudoacacia) on soil chemical and microbiological properties in the eroded hilly area of China's Loess Plateau*. In: Environmental Earth Science. Ausgabe 65: 597–607. Springer Science+Business Media B.V. (o. O.).
- WEISCHET, W., ENDLICHER, W. (2000): *Regionale Klimatologie. Band 2. Die Alte Welt*. Stuttgart: Teubner.
- ZAMG (2002): Zentralanstalt für Meteorologie und Geodynamik: *Klimadaten Österreich*.
http://www.zamg.ac.at/fix/klima/oe71-00/klima2000/klimadaten_oesterreich_1971_frame1.htm (Zugriff: 12.02.2013).
- ZÖFEL, P. (1992): *Statistik in der Praxis*. Jena: Gustav Fischer.

10. Abbildungs- und Tabellenverzeichnis

<i>Abbildung 1 Stammquerschnitt (Robinia pseudoacacia).....</i>	<i>7</i>
<i>Abbildung 2 Robinienborke</i>	<i>8</i>
<i>Abbildung 3 Robinienblätter und -blüten</i>	<i>8</i>
(Quelle: http://kalipso-floracroatica.blogspot.co.at/2012/01/robinia-pseudoacacia-l.html)	
<i>Abbildung 4 Samenhülsen von Robinia pseudoacacia</i>	<i>9</i>
<i>Abbildung 5 Samen von Robinia pseudoacacia.....</i>	<i>9</i>
<i>Abbildung 6 Stickstoffkreislauf.....</i>	<i>12</i>
(Quelle: verändert nach ROWELL 1997)	
<i>Abbildung 7 Untersuchungsgebiet.....</i>	<i>17</i>
(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)	
<i>Abbildung 8 Untersuchungsflächen O1 und O2</i>	<i>17</i>
(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)	
<i>Abbildung 9 Untersuchungsflächen SR</i>	<i>18</i>
(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)	
<i>Abbildung 10 Untersuchungsflächen HB.....</i>	<i>18</i>
(Datengrundlage Bing Maps, © Harris Corp. Earthstar Geographics LLC © 2013 Microsoft Corporation)	
<i>Abbildung 11 Temperatur- und Niederschlagskurve (Messstation Fuchsenbigl)</i>	<i>20</i>
(Quelle: verändert nach ZAMG 2002)	
<i>Abbildung 12 Profil Grauer Auboden.....</i>	<i>22</i>
(Quelle Abbildung links: eBOD 2009, Profilstelle 7008, Orth a. d. Donau)	
<i>Abbildung 13 Areal HB.....</i>	<i>26</i>
<i>Abbildung 14 Areal SR.....</i>	<i>26</i>
<i>Abbildung 15 Areal O1</i>	<i>27</i>
<i>Abbildung 16 Areal O2</i>	<i>27</i>

<i>Abbildung 17</i> Frühjahrsaufnahmen der Krautschicht (20.-25.04.2013)	32
<i>Abbildung 18</i> Schematische Darstellung der Größenfindung der Aufnahme­fläche bei unterschiedlichen Vegetationstypen.....	32
(Quelle: verändert nach KREEB 1983)	
<i>Abbildung 19</i> Lichtabschirmung verschiedener Laubbäume	35
<i>Abbildung 20</i> Bodenprobenahme (27.07.2012)	37
<i>Abbildung 21</i> Nitratanalyse	39
<i>Abbildung 22</i> Ellenbogen-Kriterium und Shepard-Stressplot der NMDS.....	49
<i>Abbildung 23</i> Zusammenhang zwischen der Abundanz ausgewählter Arten und der Robi- niendeckung	54
(Skalenwerte basierend auf ELLENBERG et al. 1992)	
<i>Abbildung 24</i> Korngrößendreieck.....	56
<i>Abbildung 25</i> a) - d) Zusammenhang zwischen Robinien und Stickstoff (SR+O)	60
<i>Abbildung 26</i> Zusammenhang zwischen Robiniendichte / - alter und Nitratgehalt im Boden (SR+O).....	61
<i>Abbildung 27</i> Clusteranalyse der Bodenvegetation.....	62
<i>Abbildung 28</i> Ellenbogen-Kriterium für die Clusteranalyse der Bodenvegetation.....	63
<i>Abbildung 29</i> Clusteranalyse der Bodenparameter.....	64
<i>Abbildung 30</i> Ellenbogen-Kriterium für die Clusteranalyse der Bodenparameter.....	64
<i>Abbildung 31</i> NMDS der Bodenvegetation mit Umweltparametern.....	66
<i>Abbildung 32</i> NMDS der Bodenvegetation mit Robiniendichte	67
<i>Abbildung 33</i> NMDS der Bodenvegetation mit Robinienalter.....	67
<i>Abbildung 34</i> NMDS der Bodenvegetation mit NO_3	68
<i>Abbildung 35</i> NMDS der Bodenvegetation mit Sand.....	68
<i>Abbildung 36</i> NMDS der Bodenvegetation mit C/N	69

Abbildung 37 CCA der Bodenvegetation unter Einfluss von Robiniendichte und -alter.. 70

Tabelle 1 Braun-Blanquet-Skala (erweitert) 33

Tabelle 2 Robinien-Kategorien von Alter und Dichte 34

Tabelle 3 Vergleich des Standortanspruchs (Stickstoff, Licht) und der Ausbreitung ausgewählter Arten auf Standorten mit unterschiedlicher Robiniendeckung.....52

(Skalenwerte basierend auf ELLENBERG et al. 1992)

Tabelle 4 Durchschnittliche Kohlenstoff- und Stickstoff-Werte im Untersuchungsgebiet. 57

Tabelle 5 Zusammenhänge zwischen den Bodenparametern 59

Tabelle 6 Lineare und nicht-parametrische Anpassung der Umweltparameter an die NMDS..... 69

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Acer campestre</i>	<i>Acer negundo</i>	<i>Acer pseudoplatanus</i>	<i>Adoxa moscha- tellina</i>	<i>Aegopodium podagraria</i>
F1	0,0	0,0	3,0	0,0	11,5
F2	3,0	0,0	15,0	0,0	10,0
F3	3,0	0,0	37,5	0,0	10,0
F4	37,5	0,0	1,0	0,0	1,0
F5	3,0	0,0	0,0	0,0	14,3
F6	0,0	0,0	0,0	0,0	10,0
F7	0,0	0,0	3,0	0,0	10,0
F8	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F9	15,0	0,0	0,0	0,0	11,0
F10	0,0	0,0	0,1	0,0	10,0
F11	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F12	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F13	15,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F14	37,5	0,0	0,0	0,0	1,5
F15	15,0	0,0	0,0	0,0	4,5
F16	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F17	3,0	0,0	0,3	0,0	7,7
F18	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F19	15,0	0,0	37,5	0,0	60,5
F20	0,0	0,0	3,0	0,0	3,0
F21	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F22	0,0	0,0	0,0	0,0	7,7
F23	0,0	0,0	3,0	0,0	7,7
F24	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F26	0,0	0,0	0,0	0,5	62,5
F27	0,0	0,0	0,0	0,0	10,1
F28	0,0	0,0	0,0	0,0	20,0
F29	0,0	62,5	0,0	3,3	15,0
F30	0,0	37,5	0,0	3,7	37,5
F31	0,0	15,0	0,0	8,7	87,5
F32	0,0	15,0	0,0	0,0	62,5
F33	0,0	15,0	0,0	0,0	62,5
F34	0,0	15,0	0,0	2,0	62,5

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Aethusa cynapium</i>	<i>Ailanthus altissima</i>	<i>Alliaria petiolata</i>	<i>Allium ursi- num</i>	<i>Anemone ranunculoides</i>
F1	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F2	0,0	0,0	0,0	87,5	1,0
F3	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F4	0,0	0,0	0,0	87,5	9,0
F5	0,0	15,0	0,0	87,5	0,2
F6	0,0	0,0	0,0	37,5	10,0
F7	0,0	3,0	0,0	87,5	0,0
F8	0,0	3,0	0,0	87,5	6,7
F9	0,0	0,0	0,0	70,8	0,0
F10	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F11	0,0	3,0	0,0	62,5	0,0
F12	0,0	15,0	0,0	87,5	0,0
F13	0,0	0,0	0,0	79,2	0,8
F14	0,0	0,0	0,0	62,5	0,0
F15	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F16	0,0	0,0	0,0	62,5	1,0
F17	0,0	0,0	0,0	70,8	0,0
F18	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F19	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F20	0,0	15,0	0,0	87,5	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	62,5	0,0
F23	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	79,2	0,0
F26	0,0	0,0	0,0	37,5	1,2
F27	0,5	0,0	0,0	87,5	0,8
F28	0,0	0,0	0,0	62,5	0,2
F29	0,0	0,0	0,0	62,5	0,0
F30	0,0	0,0	0,1	10,0	0,0
F31	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F33	0,0	0,0	0,1	61,7	0,0
F34	0,0	0,0	0,1	87,5	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Brachypodium sylvaticum</i>	<i>Bromus sterilis</i>	<i>Campanula trachelium</i>	<i>Carex sylvatica</i>	<i>Carpinus betulus</i>
F1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,2
F3	0,0	0,0	0,0	0,0	15,0
F4	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F10	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F11	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F12	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F13	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F14	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F15	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F16	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F17	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0
F18	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F19	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1
F20	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F23	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	62,5
F25	0,0	0,0	0,0	0,5	62,5
F26	0,0	0,5	0,0	0,5	87,5
F27	0,5	0,0	0,0	0,0	87,5
F28	0,0	0,5	0,0	0,5	62,5
F29	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F31	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F33	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Cephalanthera damasonium</i>	<i>Chelidonium majus</i>	<i>Circaea lutetiana</i>	<i>Clematis vitalba</i>	<i>Convallaria majalis</i>
F1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F4	0,0	0,0	3,0	0,0	0,0
F5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F7	0,0	0,0	0,0	3,0	6,7
F8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F10	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0
F11	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0
F12	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F13	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F14	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0
F15	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F16	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F17	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F18	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F19	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0
F20	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F23	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F24	0,5	0,0	0,0	3,0	0,0
F25	0,5	0,0	0,0	3,0	0,0
F26	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F27	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F28	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F29	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F31	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F33	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Cornus mas</i>	<i>Cornus sanguinea</i>	<i>Corylus avellana</i>	<i>Crataegus monogyna</i>	<i>Erechtites hieracifolia</i>
F1	0,0	3,0	37,5	0,5	0,0
F2	0,0	15,0	15,0	3,0	0,0
F3	0,0	0,0	37,5	0,0	0,0
F4	0,0	0,0	3,0	0,0	0,0
F5	0,0	3,0	0,5	15,0	0,0
F6	0,0	3,0	37,5	0,0	0,0
F7	0,0	3,0	15,0	0,0	0,0
F8	0,0	0,0	37,5	15,0	0,0
F9	0,0	0,0	37,5	3,0	0,0
F10	0,0	0,0	15,0	0,0	0,0
F11	3,0	0,0	15,0	0,0	0,0
F12	0,0	0,0	15,0	15,0	0,0
F13	0,0	0,0	37,5	0,0	0,0
F14	0,0	0,0	37,5	0,0	0,0
F15	0,0	37,5	37,5	0,0	0,0
F16	0,0	15,0	15,0	3,0	0,0
F17	0,0	3,0	15,0	15,0	0,0
F18	0,0	0,0	37,5	0,0	0,0
F19	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1
F20	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F23	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F26	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F27	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F28	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F29	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F31	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F33	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Fraxinus excelsior</i>	<i>Fraxinus pennsylvanica</i>	<i>Gagea lutea</i>	<i>Galanthus nivalis</i>	<i>Galium aparine</i>
F1	15,0	0,0	0,0	2,4	0,0
F2	62,5	0,0	0,0	2,2	0,0
F3	15,0	0,0	0,0	1,2	0,0
F4	62,5	0,0	0,0	3,0	0,0
F5	18,0	0,0	0,0	1,2	0,0
F6	15,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F7	3,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F8	37,5	0,0	0,0	3,0	0,0
F9	37,5	0,0	0,0	3,0	0,0
F10	15,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F11	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F12	18,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F13	62,5	0,0	0,0	2,3	0,0
F14	37,5	0,0	0,0	1,1	0,0
F15	3,0	0,0	0,0	1,3	0,0
F16	37,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F17	15,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F18	3,0	0,0	0,0	2,2	0,0
F19	15,0	0,0	0,0	1,5	17,1
F20	3,0	0,0	0,0	0,2	14,3
F21	3,0	0,0	0,0	0,0	20,0
F22	3,0	0,0	0,0	0,0	7,7
F23	0,0	0,0	0,0	0,2	5,3
F24	0,5	0,1	0,0	0,5	0,0
F25	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0
F26	0,0	0,1	0,5	3,0	2,7
F27	0,5	0,0	0,0	3,0	10,9
F28	0,2	0,5	0,0	1,0	16,7
F29	0,0	0,0	0,0	0,8	8,3
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	3,5
F31	0,0	0,0	0,0	6,8	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	0,2	1,2
F33	0,1	0,0	0,0	2,3	0,3
F34	0,0	0,0	0,0	10,0	2,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Galium odoratum</i>	<i>Geum urbanum</i>	<i>Glechoma hederacea</i>	<i>Hedera helix</i>	<i>Impatiens parviflora</i>
F1	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0
F2	0,0	0,0	0,0	3,0	3,0
F3	0,0	0,0	0,0	0,5	0,5
F4	0,0	0,0	0,0	3,0	3,0
F5	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F6	0,0	0,0	0,0	3,0	3,0
F7	0,0	0,0	0,0	10,0	0,5
F8	0,0	0,0	0,0	3,0	0,5
F9	3,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F10	0,0	0,0	0,0	3,0	0,5
F11	0,0	0,0	0,0	0,1	0,0
F12	0,0	0,0	0,0	0,5	0,1
F13	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0
F14	0,0	0,0	0,9	3,0	3,0
F15	0,0	0,0	0,0	3,0	2,0
F16	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F17	2,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F18	3,0	0,0	0,0	3,0	0,5
F19	0,5	10,0	0,0	0,0	0,0
F20	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F23	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F26	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F27	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F28	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0
F29	0,0	15,0	0,0	0,5	3,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,5	0,5
F31	0,0	0,0	0,0	3,0	0,5
F32	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F33	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	0,5	0,0	0,0	0,5

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Juglans regia</i>	<i>Lamium maculatum</i>	<i>Lapsana communis</i>	<i>Ligustrum vulgare</i>	<i>Lithospermum pur-pocaeeruleum</i>
F1	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F2	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F3	3,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F4	3,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F5	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F6	15,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F7	37,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F8	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F10	37,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F11	37,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F12	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F13	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F14	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F15	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F16	3,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F17	15,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F18	15,0	0,1	0,0	0,0	0,0
F19	0,0	3,0	0,3	0,0	0,0
F20	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F23	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F26	0,0	0,0	4,1	0,0	0,0
F27	0,0	10,0	26,3	0,0	0,0
F28	0,0	10,0	10,0	0,0	0,0
F29	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F31	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F33	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	0,0	0,2	0,0	0,2

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Lonicera xylosteum</i>	<i>Parietaria officinalis</i>	<i>Paris quadrifolia</i>	<i>Physalis alkekengi</i>	<i>Poa trivialis</i>
F1	3,0	10,0	0,1	0,0	0,0
F2	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0
F3	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F4	0,0	10,0	0,0	0,5	3,0
F5	0,0	10,0	0,0	0,0	0,0
F6	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	0,0	0,5	0,0	0,5	0,0
F10	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F11	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F12	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F13	0,0	0,5	0,0	0,0	1,5
F14	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F15	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F16	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F17	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F18	0,0	0,0	0,1	0,0	0,0
F19	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F20	0,0	10,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	10,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	15,0	0,0	0,0	0,0
F23	0,0	20,0	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	1,2
F25	0,0	0,5	0,0	0,0	0,3
F26	0,0	3,0	0,0	0,0	2,0
F27	0,0	3,0	0,0	0,0	4,0
F28	0,0	3,0	0,0	0,0	4,0
F29	0,0	0,0	0,0	0,0	5,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	5,7
F31	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	0,0	1,0
F33	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	0,5	0,0	0,0	4,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Polygonatum latifolium</i>	<i>Populus alba</i>	<i>Populus nigra</i>	<i>Prunus padus</i>	<i>Pulmonaria officinale</i>
F1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,1
F2	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F3	3,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F4	5,3	0,0	0,0	0,0	0,1
F5	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F6	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F8	3,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	0,1	0,0	0,0	0,0	0,5
F10	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F11	0,0	0,0	0,0	0,0	0,1
F12	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0
F13	3,0	0,0	0,0	0,0	0,1
F14	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F15	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F16	0,5	15,0	0,0	0,0	0,0
F17	0,5	15,0	0,0	0,0	0,1
F18	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0
F19	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F20	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F23	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F26	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F27	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F28	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F29	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F30	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F31	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	62,5	0,0	0,0	0,0
F33	0,0	15,0	0,0	3,0	0,0
F34	0,0	0,0	3,0	0,0	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Quercus robur</i>	<i>Ranunculus ficaria</i>	<i>Rhamnus cathartica</i>	<i>Robinia pseudoacacia</i>	<i>Rubus caesius</i>
F1	0,0	0,0	0,5	62,5	0,1
F2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F3	0,0	0,0	0,0	15,0	0,0
F4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,3
F5	0,0	0,0	0,0	37,5	0,5
F6	15,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F7	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F8	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F9	0,0	0,0	0,0	37,5	0,5
F10	0,0	0,0	0,0	62,5	0,5
F11	0,0	0,0	0,0	15,0	0,0
F12	0,0	0,0	0,0	37,5	0,5
F13	0,0	0,0	0,0	0,0	0,5
F14	0,0	0,0	0,0	0,0	15,0
F15	0,0	0,0	0,0	15,0	3,0
F16	0,0	0,0	0,0	15,0	0,0
F17	0,0	0,0	0,0	37,5	0,0
F18	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F19	0,1	2,3	0,0	62,5	0,0
F20	0,0	0,0	0,0	37,5	0,0
F21	0,0	0,0	0,0	87,5	0,0
F22	0,0	0,2	0,0	87,5	0,0
F23	0,0	6,7	0,0	37,5	0,0
F24	37,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	37,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F26	3,0	2,5	0,0	0,0	0,0
F27	0,5	5,8	0,0	0,5	0,0
F28	15,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F29	0,0	8,3	0,0	15,0	0,0
F30	0,0	13,3	0,0	37,5	0,0
F31	0,0	13,3	0,0	15,0	0,0
F32	0,0	1,0	0,0	15,0	0,0
F33	0,0	12,5	0,0	37,5	0,0
F34	0,0	28,3	0,0	87,5	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Salvia glutinosa</i>	<i>Sambucus nigra</i>	<i>Solidago gigantea</i>	<i>Stachys sylvatica</i>	<i>Staphylea pinnata</i>
F1	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0
F2	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F3	0,0	15,0	0,0	0,0	0,0
F4	0,0	0,0	0,5	3,0	0,5
F5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F6	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F7	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0
F8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	0,0	0,5	0,0	0,5	0,0
F10	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F11	0,0	0,1	0,0	0,0	0,0
F12	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F13	0,0	0,5	0,0	0,0	0,0
F14	0,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F15	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F16	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F17	0,0	3,0	0,0	3,0	0,0
F18	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F19	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0
F20	0,0	15,0	0,0	0,0	0,0
F21	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F22	0,0	15,0	0,0	0,0	0,0
F23	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F26	0,0	3,0	0,0	0,0	0,0
F27	0,5	0,0	0,0	0,0	0,0
F28	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F29	0,0	62,5	0,0	0,0	0,0
F30	0,0	15,0	0,0	0,0	0,0
F31	0,0	15,0	0,0	0,0	0,0
F32	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0
F33	0,0	15,1	0,0	0,0	0,0
F34	0,0	37,5	0,0	0,0	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Stellaria media</i>	<i>Torillis japonica</i>	<i>Ulmus minor</i>	<i>Urtica dioica</i>	<i>Veronica persica</i>
F1	0,0	0,0	0,5	0,0	0,0
F2	0,0	0,0	15,0	0,0	0,0
F3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F5	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F9	0,0	0,0	3,0	0,0	0,0
F10	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F11	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F12	0,0	0,0	15,0	0,0	0,0
F13	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F14	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F15	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F16	0,0	0,0	3,0	0,0	0,0
F17	0,0	0,0	15,0	0,0	0,0
F18	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F19	19,4	0,0	3,0	37,5	0,0
F20	16,7	0,0	15,0	10,0	0,0
F21	3,0	0,0	3,0	10,0	0,0
F22	0,2	0,0	0,0	15,0	0,0
F23	3,0	0,0	0,0	20,0	0,0
F24	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
F25	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F26	0,1	0,5	0,0	0,5	1,2
F27	0,3	0,0	0,0	0,0	1,6
F28	5,3	0,0	0,0	3,0	2,2
F29	5,0	0,0	0,0	3,0	0,0
F30	0,2	0,0	0,0	0,5	0,0
F31	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F32	0,0	0,0	0,0	0,5	0,0
F33	0,0	0,0	0,0	0,0	0,9
F34	6,7	0,0	0,0	0,5	0,0

Anhang I Vegetationstabelle

	<i>Viola odorata</i>	<i>Vitis vinifera subspecies sylvestris</i>	Rob Dich- te	Rob Alter
F1	0,5	0,1	3	3
F2	0,0	0,0	0	0
F3	0,2	0,0	2	3
F4	3,1	0,0	0	0
F5	0,5	0,0	2	2
F6	15,0	0,0	1	2
F7	0,1	0,0	1	3
F8	0,5	0,0	1	3
F9	0,5	0,0	2	2
F10	3,0	0,5	3	2
F11	3,3	0,0	2	3
F12	0,5	0,0	3	3
F13	0,5	0,0	0	0
F14	3,0	0,0	0	0
F15	0,0	0,0	2	3
F16	3,5	0,0	1	3
F17	3,0	0,0	2	2
F18	3,5	0,0	0	0
F19	0,0	0,0	3	1
F20	0,5	0,0	3	1
F21	0,5	0,0	3	2
F22	0,0	0,0	3	1
F23	0,0	0,0	3	2
F24	0,5	0,0	0	0
F25	0,0	0,0	0	0
F26	0,5	0,0	0	0
F27	5,0	0,0	0	0
F28	1,3	0,0	0	0
F29	0,0	0,0	2	2
F30	0,0	0,0	3	2
F31	0,0	0,0	2	2
F32	0,0	0,0	2	1
F33	0,0	0,0	2	1
F34	0,0	0,0	3	2

Anhang II Laborwerte

	C (%)	N (%)	C/N	NO ₃ (mg/kg)
F1	5,62	0,33	17	0,0833
F2	5,49	0,30	19	0,0745
F3	5,51	0,29	19	0,0818
F4	5,17	0,25	21	0,0720
F5	5,10	0,24	21	0,0466
F6	5,27	0,26	21	0,0478
F7	5,04	0,22	23	0,0408
F8	5,94	0,30	20	0,0860
F9	5,74	0,29	20	0,0760
F10	5,55	0,29	19	0,0685
F11	5,29	0,29	19	0,0661
F12	5,21	0,28	19	0,0491
F13	5,11	0,26	20	0,0562
F14	5,44	0,28	19	0,0587
F15	5,36	0,28	19	0,0532
F16	5,28	0,29	19	0,0498
F17	4,87	0,26	19	0,0477
F18	4,96	0,27	19	0,0617
F19	5,66	0,34	16	0,0815
F20	5,54	0,31	18	0,0762
F21	5,04	0,30	17	0,0796
F22	5,07	0,30	17	0,0742
F23	5,10	0,30	17	0,0588
F24	5,02	0,28	18	0,0134
F25	5,27	0,32	17	0,0199
F26	4,69	0,27	18	0,0427
F27	5,10	0,30	17	0,0451
F28	5,07	0,29	17	0,0328
F29	3,94	0,13	31	0,0358
F30	4,27	0,16	27	0,0708
F31	4,10	0,15	28	0,0211
F32	3,70	0,12	31	0,0102
F33	3,93	0,15	27	0,0158
F34	4,03	0,11	35	0,0282

Anhang II Laborwerte

	Ton (%)	Schluff (%)	Sand (%)	Wassergehalt (%)	pH
F1	15	54	30	11	7
F2	16	60	23	12	7
F3	17	58	26	12	7
F4	13	49	38	9	7
F5	14	53	33	10	7
F6	12	57	29	10	7
F7	15	56	29	11	7
F8	14	53	33	10	7
F9	12	51	39	11	7
F10	16	55	51	11	7
F11	16	53	30	12	7
F12	15	51	34	11	7
F13	13	47	39	12	7
F14	16	61	24	10	7
F15	15	57	28	11	7
F16	15	53	32	12	7
F17	13	41	45	9	7
F18	14	48	38	10	7
F19	17	62	22	16	7
F20	18	55	26	15	7
F21	17	50	32	16	7
F22	17	47	36	17	7
F23	16	42	42	16	7
F24	16	50	34	10	7
F25	17	34	48	11	7
F26	15	45	40	12	7
F27	16	50	34	13	7
F28	19	52	30	13	7
F29	8	38	52	11	7
F30	10	43	47	14	7
F31	8	37	55	10	7
F32	8	35	58	10	7
F33	9	33	58	10	7
F34	8	29	61	12	7

Anhang III R-Skript

```
setwd ("C:/Users/berndette/Desktop/R Analyse") # Arbeitsverzeichnis festlegen
```

Linearen Zusammenhang der Bodenparameter prüfen

```
# Daten einlesen:
```

```
Bodenwerte<-read.csv(file="Bodenwerte gesamt.csv", sep=";", dec=".", header=T)
```

```
# Korrelationstest:
```

```
cor.test(Bodenwerte$Wasser, Bodenwerte$C, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Wasser, Bodenwerte$N, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Wasser, Bodenwerte$Sand, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Wasser, Bodenwerte$Schluff, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Wasser, Bodenwerte$Ton, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$C, Bodenwerte$N, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$C, Bodenwerte$Sand, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$C, Bodenwerte$Schluff, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$C, Bodenwerte$Ton, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$N, Bodenwerte$Sand, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$N, Bodenwerte$Schluff, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$N, Bodenwerte$Ton, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Ton, Bodenwerte$Sand, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Ton, Bodenwerte$Schluff, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Sand, Bodenwerte$Schluff, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Nitrat, Bodenwerte$Schluff, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Nitrat, Bodenwerte$Sand, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Nitrat, Bodenwerte$Ton, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Nitrat, Bodenwerte$Wasser, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Nitrat, Bodenwerte$C, use = "everything")
cor.test(Bodenwerte$Nitrat, Bodenwerte$N, use = "everything")
```

Robinien und Stickstoff

Boxplots

```

windows() # extra Fenster öffnen
par(mfrow=c(2,2)) # Fenster teilen
# Daten einlesen, Boxplots erstellen, Zusammenhang und Signifikanz überprüfen:
RobpaN<-read.csv(file="RobpaN.csv", sep=";", dec=".", header=F)
boxplot(RobpaN[,2]~RobpaN[,1], data=RobpaN, main="a")
RobpaCN<-read.csv(file="RobpaCN.csv", sep=";", dec=".", header=F)
boxplot(RobpaCN[,2]~RobpaCN[,1], data=RobpaCN, main="b")
DichteNO3SRuO<-read.csv(file="DichteNO3SRuO.csv", sep=";", dec=".", header=T)
boxplot(DichteNO3SRuO[,3]~DichteNO3SRuO[,2], data=DichteNO3SRuO, main="c")
AlterNO3SRuO<-read.csv(file="AlterNO3SRuO.csv", sep=";", dec=".", header=T)
boxplot(AlterNO3SRuO[,3]~AlterNO3SRuO[,2], data=AlterNO3SRuO, main="d")
cor.test(RobpaN[,1], RobpaN[,2], use = "everything",method = c("spearman"))
wilcox.test(RobpaN[,2],RobpaN[,1], correct=F)
cor.test(RobpaCN[,2], RobpaCN[,1], use = "everything",method = c("spearman"))
wilcox.test(RobpaCN[,2],RobpaCN[,1], correct=F)
cor.test(AlterNSRuO[,3], AlterNSRuO[,2], use = "everything",method = c("spearman"))
wilcox.test(AlterNSRuO[,3],AlterNSRuO[,2], correct=F)
cor.test(DichteNSRuO[,3], DichteNSRuO[,2], use = "everything",method =
c("spearman"))
wilcox.test(DichteNSRuO[,3],DichteNSRuO[,2], correct=F)
cor.test(DichteNO3SRuO[,3], DichteNO3SRuO[,2], use = "everything",method =
c("spearman"))
wilcox.test(DichteNO3SRuO[,3],DichteNO3SRuO[,2], correct=F)
cor.test(AlterNO3SRuO[,3], AlterNO3SRuO[,2], use = "everything",method =
c("spearman"))
wilcox.test(AlterNO3SRuO[,3],AlterNO3SRuO[,2], correct=F)
cor.test(CN[,3], CN[,1], use = "everything",method = c("spearman"))
wilcox.test(CN[,1], CN[,3], correct=F)
cor.test(CN[,3], CN[,2], use = "everything",method = c("spearman"))
wilcox.test(CN[,2], CN[,3], correct=F)

```

Regression

```
# lineares Modell (LM)
lmDi<-lm(NO3~Rob.Dichte) # LM für Robiniendichte und NO3
summary(lmDi) # Zusammenfassung des Modells anzeigen
cor.test(NO3,Rob.Dichte, method=c("spearman")) # Zusammenhang überprüfen
lmAlt<-lm(NO3~Rob.Alter) # LM für Robinienalter und NO3
summary(lmAlt) # Zusammenfassung des Modells anzeigen
cor.test(N,Rob.Alter, method=c("spearman")) # Zusammenhang überprüfen
windows() # extra Fenster öffnen
par(mfrow=c(2,1)) # Fenster teilen
plot(NO3~Rob.Dichte, xlab="Robinien Kategorien Dichte (SR+O)", ylab="Nitratgehalt",
cex=2) # Graphik darstellen
abline(lmDi) # Linie auftragen
plot(N~Rob.Alter, xlab="Robinien Kategorien Alter (SR+O)", ylab="Nitratgehalt",
cex=2) # Graphik darstellen
abline(lmAlt) # Linie auftragen
```

Clusteranalyse der Vegetation

```
# Bray-Curtis-Distanz (Default bei vegdist)
VegoB <- read.csv(file="Veg ohne Bäume.csv", sep=";", dec=".", header=T,
row.names=1) # Daten einlesen
require(vegan) # Paket laden
VegoB.dist <- vegdist(VegoB) # Distanzmatrix berechnen
CVegoB <- hclust(VegoB.dist, method="ward") # Cluster erstellen
plot(CVegoB, cex=0.6, cex.lab=1.0, hang=-1, main="Clusteranalyse Vegetationsaufnah-
men ohne Bäume", xlab="Aufnahmen", ylab="Ähnlichkeit (Bray-Curtis)") # Graphik
darstellen
#Ellenbogen-Kriterium Vegetation:
Ähnlichkeit <- c(0,0.5,0.75,1,1.25,1.5,1.75,2,2.25,2.5,2.75,3) # Vektor erstellen
Clustergruppen <- c(34,9,4,4,3,2,2,2,2,2,0) # s. o.
elbow <- plot(Clustergruppen~Ähnlichkeit, type="o") # Graphik darstellen
```

Clusteranalyse der Bodenparameter

Euklidische Distanz

Boden<-read.csv(file="Bodenwerte gesamt.csv",sep=";", dec=".", header=T) # Daten einlesen

BodenSZ<- scale(Boden, center=T, scale=T) # Daten standardisieren und zentrieren

Boden.dist <- dist(BodenSZ, method="euclidian")# Distanzmatrix berechnen

CBoden <- hclust(Boden.dist, method="ward") # Cluster erstellen

plot(CBoden, cex=0.6, cex.lab=1.0, hang=-1, main="Clusteranalyse Bodenparameter", xlab="Aufnahmen", ylab="Ähnlichkeit (Euklidische Dist)") # Graphik darstellen

#Ellbogenkriterium Boden:

Ähnlichkeit <- c(0,5,10,20,30,40) # Vektor erstellen

Clustergruppen <- c(34,4,3,2,2,0) # s. o.

elbow <- plot(Clustergruppen~Ähnlichkeit, type="o") # Graphik darstellen

Ordinationen

NMDS

require(FD) # Paket laden

require(vegan) # s. o.

VegoB<-read.csv(file="Veg ohne Bäume.csv", sep=";", dec=".", header=T, row.names=1) # Daten einlesen

VegGrp<-read.csv(file="VegGrp.csv", sep=";", dec=".", header=T, row.names=1)

Daten (Farbgruppen aus Clusteranalyse) einlesen

DM <- gowdis(VegoB, asym.bin = NULL, ord = c("podani")) # Distanzmatrix berechnen

NMDS<-metaMDS(DM, k=3, trymax=100, trace=1) # NMDS erstellen

NMDS # anzeigen

#Anpassung der Umweltparameter:

windows() # Fenster öffnen

par(mfrow=c(1,1)) # Fenster teilen

#Ordination mit Achse 1 und 2 abbilden:

ordiplot(NMDS, type="n", choices=c(1,2), main="NMDS der Strauch- und Krautschicht mit Umweltparametern", xlab="Achse 2", ylab="Achse 3")

```
text(NMDS, display="sites", col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7)
ENVRobSandNO3CN<-read.csv(file="ENVRobSandNO3CN.csv", sep=";", dec=".")
# Daten (Umweltparameter) einlesen
NMDS_env<-envfit(NMDS,ENVRobSandNO3CN,choices=c(1,2,3), perm = 999)
# Umweltparameter auf das Ordinationsdiagramm auftragen
plot(NMDS_env, choices = c(1,2), cex=1, col="grey") # Graphik darstellen
plot(NMDS_env, choices = c(1,2), p.max = 0.1, col="orange", cex=1) # Vektoren mit
p ≤ 10 % orange einfärben
plot(NMDS_env, choices = c(1,2), p.max = 0.05, col="red", cex=1) # Vektoren mit
p ≤ 5 % rot einfärben
str(NMDS_env) # Struktur des Modells anzeigen
# 3-D-Plot:
require(scatterplot3d) # Paket laden
require(rgl) # s. o.
ordirgl(NMDS, envfit=NMDS_env, display="sites", choices=1:3, type="t", col
=VegGrp$GruppenoB) # Ordination mit Umweltparametern dreidimensional anzeigen

# nicht-parametrische Anpassung - Einfluss einzelner Umweltparameter näher betrachten:
ENVRobSandNO3CN<-read.csv(file="ENVRobSandNO3CN.csv", sep=";", dec=".")
# Daten einlesen
attach(ENVRobSandNO3CN) # Daten anheften
```

#Robinienalter

```
windows() # Fenster öffnen
fitRobA<-envfit(NMDS~RA,ENVRobSandNO3CN, choices=c(1,2,3)) # Umweltparameter auf NMDS aufrufen
ordiplot(NMDS, type="n", choices=c(1,2), main="NMDS der Strauch- und Krautschicht mit Robinienalter") # Graphik anzeigen
text(NMDS, display="sites", col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7)
plot(fitRobA,choices=c(1,2)) # s. o.
oRobA<- with (ENVRobSandNO3CN, ordisurf(NMDS,RA, choices = c(1,2),
col="lightgrey", add=TRUE,labcex=0.8)) # Isolinien aufrufen
summary(oRobA) # Zusammenfassung anzeigen
```

#Robiniendichte

```
windows() # Fenster
fitRobD<-envfit(NMDS~RD,ENVRobSandNO3CN, choices=c(1,2,3)) # Umweltparameter aufrufen
ordiplot(NMDS, type="n", choices=c(1,2), main="NMDS der Strauch- und Krautschicht mit Robiniendichte") # Graphik anzeigen
text(NMDS, display="sites", col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7)
plot(fitRobD,choices=c(1,2)) # s. o.
oRobD <- with (ENVRobSandNO3CN, ordisurf(NMDS,RD, choices = c(1,2),
col="lightgrey", add=TRUE,labcex=0.8)) # Isolinien aufrufen
summary(oRobD) # Zusammenfassung
```

#NO3

```
windows() # s. o.  
fitNO3<-envfit(NMDS~NO3,ENVRobSandNO3CN,choices=c(1,2,3)) # s. o.  
ordiplot(NMDS, type="n", choices=c(1,2), main="NMDS der Strauch- und Krautschicht  
mit NO3") # s. o.  
text(NMDS, display="sites", col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7) # s. o.  
plot(fitNO3,choices=c(1,2)) # s. o.  
oNO3 <- with (ENVRobSandNO3CN, ordisurf(NMDS,NO3, choices = c(1,2),  
col="lightgrey", add=TRUE,labcex=0.8)) # s. o.  
summary(oNO3) # s. o.
```

#C/N

```
windows() # s. o.  
fitCN<-envfit(NMDS~CN,ENVRobSandNO3CN, choices=c(1,2,3)) # s. o.  
ordiplot(NMDS, type="n", choices=c(1,2,3), main="NMDS der Strauch- und Kraut-  
schicht mit C/N") # s. o.  
text(NMDS, display="sites", col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7) # s. o.  
plot(fitCN,choices=c(1,2)) # s. o.  
oCN <- with (ENVRobSandNO3CN, ordisurf(NMDS,CN, choices = c(1,2),  
col="lightgrey", add=T,labcex=0.8)) # s. o.  
summary(oCN) # s. o.
```

#Sand

```
windows() # s. o.  
fitSand<-envfit(NMDS~Sand,ENVRobSandNO3CN, choices=c(1,2,3)) # s. o.  
ordiplot(NMDS, type="n", choices=c(1,2,3), main="NMDS der Strauch- und Kraut-  
schicht mit Sand") # s. o.  
text(NMDS, display="sites", col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7) # s. o.  
plot(fitSand,choices=c(1,2)) # s. o.  
oSand <- with (ENVRobSandNO3CN, ordisurf(NMDS,Sand, choices = c(1,2),  
col="lightgrey", add=T,labcex=0.8)) # s. o.  
summary(oSand) # s. o.  
detach(ENVRobSandNO3CN) # Daten abheften
```

```
## CCA ##
# Rob Dichte, Rob Alter
require(ade4) # Paket laden
EnvRobDiRobA<-read.csv(file="EnvRobDiRobA.csv", header=T, sep=";", dec=".")
VegoB<-read.csv(file="Veg ohne Bäume.csv", header=T, sep=";", dec=".",
row.names=1) # Daten einlesen
VegGrp<-read.csv(file="VegGrp.csv", sep=";", dec=".", header=T, row.names=1)
# Farbgruppen aus Clusteranalyse
EnvRobDiRobASZ<-scale(EnvRobDiRobA, center=T, scale=T) # Umweltparameter
standardisieren und zentrieren
CCA<-cca(VegoB,EnvRobDiRobASZ, scannf = F) # CCA erstellen
ordiplot(CCA, type="n", choices=c(1,2), main="CCA oB mit Rob Dichte, Rob Alter")
text(CCA, display=c("sites"), col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7)
text(CCA, display=c("bp"), col=VegGrp$GruppenoB, cex=0.7) # Graphik erstellen
summary(CCA) # Zusammenfassung
```

Eidesstattliche Erklärung

Hiermit versichere ich, dass die 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, April 2013

Unterschrift:

Lebenslauf

<u>Persönliche Daten</u>	Geboren am 16.04.1986 in Graz, Österreich Nationalität: Österreich Kontakt: bernadette.kastler@gmail.com
<u>Ausbildung</u>	
10 / 2010 – 05 / 2013	Master of Science Geographie Universität Wien, Österreich Hauptfächer: Geoökologie, Physische Geographie Wahlfächer: Biologie / Ökologie
09 / 2006 – 06 / 2010	Bachelor of Arts European Studies Universität Passau, Deutschland Hauptfächer: Geographie, Hispanistik Thema der Bachelorarbeit: <i>Weltnaturerbe Wattenmeer. Eine geoökologische Betrachtung des deutsch-niederländischen Küstenschutzgebiets</i> (Betreuung: Univ.-Prof. Dr. D. Anhuf)
04 – 08 / 2006	Kulturwissenschaft, Fernuniversität Hagen, Deutschland
10 / 2005 – 03 / 2006	Anglistik und Philosophie, Universität Passau, Deutschland
07 / 2005	Allgemeine Hochschulreife Gymnasium Klusemannstraße, Graz, Österreich
<u>Praktische Erfahrung</u>	Tutorin für die Übungen zur Biogeographie und Landschaftsökologie für Bachelorstudierende, SS 2013 - Betreuung der Studierenden - Mitgestaltung der Lehre Volksschule 'Buenaventura Corrales' (San José, Costa Rica, 09 – 12/2008) - Fremdsprachenunterricht (Englisch, Deutsch) - Administration und pädagogische Betreuung UNICEF Team der Universität Passau, 2007 – 2010 - Organisation von Spenden-Events und Informationsveranstaltungen
<u>Sprachen</u>	Deutsch (Muttersprache), Englisch (fließend), Spanisch (gut), Italienisch (mittlere Kenntnisse), Französisch (Grundkenntnisse)
<u>Datenverarbeitung:</u>	MS Office, R, SPSS, Surfer, ArcGIS

- Herausgeber: Nationalpark Donau-Auen GmbH
- Titelbild: Baumgartner
- Für den Inhalt sind die Autoren verantwortlich
- Für den privaten Gebrauch beliebig zu vervielfältigen
- Nutzungsrechte der wissenschaftlichen Daten verbleiben beim Rechtsinhaber
- Als pdf-Datei direkt zu beziehen unter www.donauauen-projekte.at
- Bei Vervielfältigung sind Titel und Herausgeber zu nennen / any reproduction in full or part of this publication must mention the title and credit the publisher as the copyright owner:
© Nationalpark Donau-Auen GmbH
- Zitiervorschlag: KASTLER B. (2013) Der Einfluss von *Robinia pseudacacia* auf Bodenvegetation und Nährstoffhaushalt.
Wissenschaftliche Reihe Nationalpark Donau-Auen, Heft 25

