

**Einfluss mikrobiologischer Behandlungen auf das
Phytoremediationspotential verschiedener Baumarten auf
metallbelasteten Böden eines ehemaligen Bergbaustandortes**

Dissertation

zur Erlangung des akademischen Grades eines

„doctor rerum naturalium“ (Dr. rer. nat)

vorgelegt dem Rat der Fakultät für Biowissenschaften

der Friedrich-Schiller-Universität Jena

von M. Sc. David Fürst

geboren am 09.12.1981 in Eisenach

Datum der Verteidigung:

18.10.2023

Gutachter:

1.Prof. Dr. Erika Kothe; Institut für Mikrobiologie, FSU-Jena

2.Prof. Dr. Georg Büchel; Institut für Geowissenschaften, FSU-Jena

3.Dr. Johannes Raff; Helmholtz-Zentrum Dresden-Rossendorf

Inhalt

1. Einleitung	1
1.1. Phytoremediation metallbelasteter Altlasten.....	1
1.2. Der Tagebau in Ronneburg	4
1.3. Der Aufbau der Testfelder.....	4
1.4. Die verwendeten Baumarten	8
1.5. Untersuchte Metalle	11
1.6. Mikrobiologische Behandlungen	12
1.7. Einfluss des Bodensubstrates auf die Metallaufnahme der Pflanzen (Biokonzentration)	14
2. Materialien und Methoden	16
2.1. Aufbau der Felder.....	16
2.1.1. Testfläche Gessenwiese.....	16
2.1.2. Testflächen Kanigsberg.....	19
2.2. Probennahme	20
2.2.1. Bodenproben	20
2.2.2. Blattproben	22
2.3. Bonitur.....	22
2.4. Ernte Gessenwiese.....	22
2.5. Dichtebestimmung Erle.....	23
2.6. Extraktion Boden/Biomasse	24
2.6.1. Probenvorbereitung: sequentielle Extraktion Boden.....	24
2.6.2. Probenvorbereitung: Mikrowellenextraktion Blätter	25
2.7. Physikochemische Bodenparameter (pH/elektrische Leitfähigkeit)	26
2.8. Statistik.....	26
3. Ergebnisse	28
3.1. Physikalische Bodenwerte.....	28
3.1.1. pH-Werte.....	28

3.1.2.	Elektrische Leitfähigkeit	30
3.2.	Bonitur.....	32
3.3.	Extraktion Boden.....	43
3.4.	Extraktion Blätter	53
3.5.	Metallgehalt der Holzbiomasse	58
3.6.	Biokonzentrationsfaktor (BCF).....	75
4.	Diskussion	85
4.1.	Einfluss der physikochemischen Bodenparameter auf die Mobilität der Metalle im Bodensubstrat.....	85
4.2.	Beurteilung der Salzfracht der Bodensubstrate anhand der elektrischen Leitfähigkeit	87
4.3.	Testfeld Gessenwiese	88
4.4.	Testfelder Kanigsberg	91
4.5.	Ausblick	95
	Zusammenfassung.....	97
	Abstract.....	99
	Literaturverzeichnis.....	101
	Anhang	107
	Danksagung.....	108
	Selbstständigkeitserklärung	109

Abbildungsverzeichnis

Abb. 1: Schematische Darstellung der Halden und der Transportwege zu den Halden des Tagebaus Lichtenberg.	5
Abb. 2: Luftbild der Laugungsanlage Gessen.	6
Abb. 3: Geländemodell des Testfeldes Kanigsberg.	8
Abb. 4: Schematische Darstellung des Aufbaus des Testfeldes Gessenwiese.	16
Abb. 5: Schematische Darstellung der Bepflanzung der Sub-Plots des Testfeldes Gessenwiese.	17
Abb. 6: Schematische Darstellung des Aufbaus der Testflächen Kanigsberg.	19
Abb. 7: Bodenprobenahmeschema für einen Sub-Plot des Testfeldes Gessenwiese.	21
Abb. 8: Box-Whisker-Plot der pH-Werte des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	28
Abb. 9: Box-Whisker-Plot der pH-Werte des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	29
Abb. 10: Box-Whisker-Plot der pH-Werte des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	30
Abb. 11: Box-Whisker-Plot der elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes Gessenwiese, umgerechnet auf EC_e , der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	31
Abb. 12: Box-Whisker-Plot der elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes EPH, umgerechnet auf EC_e , des Jahres 2018.	31
Abb. 13: Box-Whisker-Plot der elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes EPP, umgerechnet auf EC_e , des Jahres 2018.	32
Abb. 14: Box-Whisker-Plot der Trockenbiomasse der Birken zum Zeitpunkt der Ernte im Dezember 2019 des Testfeldes Gessenwiese.	33
Abb. 15: Box-Whisker-Plot der Trockenbiomasse der Erlen zum Zeitpunkt der Ernte im Dezember 2019 des Testfeldes Gessenwiese.	34
Abb. 16: Box-Whisker-Plot der Trockenbiomasse der Weiden zum Zeitpunkt der Ernte im Dezember 2019 des Testfeldes Gessenwiese.	34
Abb. 17: Box-Whisker-Plot Dichte der Erlen zum Zeitpunkt der Ernte Ende 2019, des Testfeldes Gessenwiese.	35
Abb. 18: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Birke in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH.	36
Abb. 19: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Birke (indigen) in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH.	37

Abb. 20: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Erle in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH.....	37
Abb. 21: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Eberesche in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH.....	38
Abb. 22: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Kiefer in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH.....	39
Abb. 23: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Birke in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP.	39
Abb. 24: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der indigenen Birke in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP.....	40
Abb. 25: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Erle in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP.	40
Abb. 26: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Weide in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP.	41
Abb. 27: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Eberesche in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP.	42
Abb. 28: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Kiefer in den Jahren 2016 - 2019 des Testfeldes EPP.	42
Abb. 29: Box-Whisker-Plot des Al-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion, des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts).....	43
Abb. 30: Box-Whisker-Plot des Cd-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts).....	44
Abb. 31: Box-Whisker-Plot des Cu-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts).....	44
Abb. 32: Box-Whisker-Plot des Ni-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts).....	45
Abb. 33: Box-Whisker-Plot des U-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts).....	46

Abb. 34: Box-Whisker-Plot des Al-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	46
Abb. 35: Box-Whisker-Plot des Cd-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion, des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	47
Abb. 36: Box-Whisker-Plot des Cu-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	48
Abb. 37: Box-Whisker-Plot des Ni-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	48
Abb. 38: Box-Whisker-Plot des U-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	49
Abb. 39: Box-Whisker-Plot des Al-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	50
Abb. 40: Box-Whisker-Plot des Cd-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	50
Abb. 41: Box-Whisker-Plot des Cu-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	51
Abb. 42: Box-Whisker-Plot des Ni-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts).	52
Abb. 43: Box-Whisker-Plot des U-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2017 (links) und 2018 (rechts).	52
Abb. 44: Konzentration von Al [$\mu\text{g/g}$] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018.	53
Abb. 45: Konzentration von Cd [$\mu\text{g/g}$] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018.	54

Abb. 46: Konzentration von Cu [$\mu\text{g/g}$] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018.	55
Abb. 47: Konzentration von Ni [$\mu\text{g/g}$] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018.	56
Abb. 48: Konzentration von U [$\mu\text{g/g}$] in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018.	57
Abb. 49: Konzentration von Al [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019.	58
Abb. 50: Konzentration von Cd [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019.	59
Abb. 51: Konzentration von Cu [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019.	60
Abb. 52: Konzentration von Ni [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019.	61
Abb. 53: Konzentration von U [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019.	62
Abb. 54: Aufstellung über die Metallgehalte in der Baumbiomasse, der Bäume des Testfeldes Gessenwiese, im Jahr 2018.	63
Abb. 55: Konzentration von Al in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.	64
Abb. 56: Konzentration von Cd in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.	65
Abb. 57: Konzentration von Cu in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.	66
Abb. 58: Konzentration von Ni in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.	67
Abb. 59: Konzentration von U in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.	68
Abb. 60: Konzentration Al in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.	69
Abb. 61: Konzentration von Cd in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.	70
Abb. 62: Konzentration von Cu in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.	71

Abb. 63: Konzentration Ni in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.....	73
Abb. 64: Konzentration von U in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.	74
Abb. 65: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Al.....	75
Abb. 66: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Cd.	76
Abb. 67: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Cu.	77
Abb. 68: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Ni.....	78
Abb. 69: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für U.....	79
Abb. 70: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Al.	80
Abb. 71: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Cd.....	81
Abb. 72: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Cu.....	82
Abb. 73: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Ni.	83
Abb. 74: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für U.....	84
Abb. 75: pH – Abhängigkeit der Adsorption von Hg^{2+} , Cr^{3+} , Al^{3+} , Cu^{2+} , Pb^{2+} , Zn^{2+} , Co^{2+} , Cd^{2+} sowie Mn^{2+} an Goethit (Scheffer et al. 2010) nach (Fischer et al. 2007).	86
Abb. 76: Schematische Darstellung der pH-Wert Abhängigkeit der potentiellen sowie effektiven Kationenaustauschkapazität (Scheffer et al. 2010).....	87
Abb. 77: Darstellung der pH-Werte des Testfeldes Gessenwiese des Jahres 2016 zu Zeitpunkt der Probennahme im September.	107

Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Zusammensetzung des Bodenhilfsstoffes „INOQ Forst“	18
Tabelle 2: Übersicht über die zur statistischen Auswertung in R verwendeten Packages.	27
Tabelle 3: Trockenbiomassen der Birken des Testfeldes Gessenwiese (Dezember 2019) in [kg]	32
Tabelle 4: Trockenbiomassen der Erlen des Testfeldes Gessenwiese (Dezember 2019) in [kg]	32
Tabelle 5: Trockenbiomassen der Weiden des Testfeldes Gessenwiese (Dezember 2019) in [kg]	33
Tabelle 6: Vergleich der theoretisch ermittelten Biomassen mit den tatsächlichen Biomassen der Erlen des Testfeldes Gessenwiese.	35
Tabelle 7: Klassifizierung der elektrischen Leitfähigkeit des Bodens nach Grad der Versalzung des Bodens nach Richards 1954.....	87

Abkürzungsverzeichnis

AM	Arbuskuläre Mykorrhiza
AMD	acid mine drainage
BBodSchV	Bundes-Bodenschutz- und Altlastenverordnung
BCF	bioconcentration factor
C	Kontrolle (Feldbehandlung)
CCD-Flächendetektor	charged-coupled device
DOM	dissolved organic matter
EC	electrical conductivity
EPH	Erosionsplot Hang
EPH	Erosionsplot Plateau
FR	<i>Festuca rubra</i> (Feldbehandlung)
GC	Guanin - Cytosin
ICP/MS	inductively coupled plasma – mass spectroscopy
ICP/OES	inductively coupled plasma optical emission spectroscopy
KAK	Kationenaustauschkapazität
KBB	Kanigsberg Bareground
KUP	Kurzumtriebsplantage
M	Mykorrhiza (Feldbehandlung)
MS	Mykorrhiza-Streptomyceten (Feldbehandlung)
PGPS	plant growth promoting streptomycetes
SDAG	Sowjetisch-Deutsche Aktiengesellschaft
SM	<i>Secale cereale</i> var. <i>multicaule</i> (Feldbehandlung)
SOC	soil organic carbon
TLLLR	Thüringer Landesamt für Landwirtschaft und ländlichen Raum
Wofatit	Wolfener Farbenfabrik Permutit-Ersatz

1. Einleitung

1.1. Phytoremediation metallbelasteter Altlasten

Im Angesicht steigender Bevölkerungszahlen, Energiepreise sowie zunehmender Umweltverschmutzung können nachwachsende Rohstoffe einen Beitrag dazu leisten sich diesen Herausforderungen zu stellen. Für den Anbau dieser Rohstoffe wird allerdings Anbaufläche benötigt, woraus sich ein Konflikt zwischen der Landwirtschaft zum Anbau von Lebensmitteln und dem Anbau von Energiepflanzen ergibt. Ein möglicher Ansatz diesen Konflikt zu entschärfen ist die Nutzung von Flächen, welche nicht für den Anbau von Lebensmitteln geeignet sind, für den Anbau von Energiepflanzen, so z.B. metallbelastete Altlastenstandorte (Evangelou et al. 2012).

Ein Standort gilt in Deutschland als Altlast laut Bundes-Bodenschutz- und Altlastenverordnung (BBodSchV) §3 Abs. 1 und 2, wenn folgende Bedingungen erfüllt sind:

(1) Anhaltspunkte für das Vorliegen einer Altlast bestehen bei einem Altstandort insbesondere, wenn auf Grundstücken über einen längeren Zeitraum oder in erheblicher Menge mit Schadstoffen umgegangen wurde und die jeweilige Betriebs-, Bewirtschaftungs- oder Verfahrensweise oder Störungen des bestimmungsgemäßen Betriebs nicht unerhebliche Einträge solcher Stoffe in den Boden vermuten lassen. Bei Altablagerungen sind diese Anhaltspunkte insbesondere dann gegeben, wenn die Art des Betriebs oder der Zeitpunkt der Stilllegung den Verdacht nahelegen, dass Abfälle nicht sachgerecht behandelt, gelagert oder abgelagert wurden.

(2) Absatz 1 Satz 1 gilt für schädliche Bodenveränderungen entsprechend. Anhaltspunkte für das Vorliegen einer schädlichen Bodenveränderung ergeben sich ergänzend zu Absatz 1 insbesondere durch allgemeine oder konkrete Hinweise auf

1. den Eintrag von Schadstoffen über einen längeren Zeitraum und in erheblicher Menge über die Luft oder Gewässer oder durch eine Aufbringung erheblicher Frachten an Abfällen oder Abwässer auf Böden,

2. eine erhebliche Freisetzung naturbedingt erhöhter Gehalte an Schadstoffen in Böden,

3. erhöhte Schadstoffgehalte in Nahrungs- oder Futterpflanzen am Standort,
4. das Austreten von Wasser mit erheblichen Frachten an Schadstoffen aus Böden oder Altablagerungen,
5. erhebliche Bodenabträge und -ablagerungen durch Wasser oder Wind.

Die Sanierung solcher Altlasten kann mit Hilfe verschiedener Methoden durchgeführt werden, welche sich einteilen lassen in ingenieurwissenschaftlich basierte Methoden wie z.B. Aushub des kontaminierten Bodens, Bodenwäsche oder Verbrennen des Bodens und biologisch basierte Methoden wie z.B. Phytoextraktion, Phytostabilisierung oder Rhizofiltration.

Das Ziel von Altlastensanierung besteht darin, die von der Kontamination ausgehenden Gefahren zu minimieren und im besten Fall die belastete Fläche wieder nutzbar zu machen. Die ökonomische Nutzung von Altlastenflächen ist aufgrund ihrer Natur als belastete Fläche allerdings schwierig. Eine Möglichkeit der Nutzung stellen Kurzumtriebsplantagen (KUP) dar, auf welchen schnellwachsende Bäume (z. B. Weide, Erle oder Pappel) gepflanzt werden. Die Verwendung von Bäumen zur Remediation belasteter Standorte bietet eine Vielzahl von Vorteilen. Durch das Wurzelsystem der Bäume wird der Boden vor Erosion durch Wind und Wasser geschützt sowie die Auswaschung von Nährstoffen verringert. Weiterhin wird der Eintrag organischer Substanz erhöht. Durch die von den Wurzeln geschaffenen Kanäle wird die Infiltration von Wasser in den Boden begünstigt; dies verhindert in Verbindung mit der Bedeckung des Bodens durch Vegetation sowie dem gefallenem Laub ein oberflächliches Abfließen des Wassers (Mann und Tolbert 2000). Des Weiteren sorgt die Laubschicht aus abgeworfenen Blättern für den Eintrag organischer Materie in den Boden, verbessert die Wasserhaltekapazität des Bodens sowie die Verfügbarkeit von Nährstoffen (Pulford 2003).

Die Sanierung belasteter Flächen mit der Hilfe von Pflanzen und deren assoziierten Mikroorganismen wird als Phytoremediation bezeichnet. Vorteile der Phytoremediation sind unter anderem die Durchführbarkeit der Sanierung „on-site“ und „in-situ“, was zum Erhalt der Bodenstruktur beiträgt, sowie niedrigere Kosten.

Die Kontaminationslast des zu sanierenden Bodensubstrates ist ein wichtiger, limitierender Faktor für die Durchführung der Phytoremediation, da das Bodensubstrat Pflanzenwachstum zulassen muss. Weiterhin ist die Tiefe, in der eine Sanierung stattfinden kann, durch die Länge der Pflanzenwurzeln beschränkt.

Diese beträgt für krautige Pflanzen typischerweise 50 cm und für Bäume 3 m (Pilon-Smits 2005). Im Rahmen dieser Arbeit kommen die Phytoremediationsmethoden Phytostabilisierung und Phytoextraktion zum Einsatz.

Als Phytostabilisierung wird der Einsatz von Pflanzen bezeichnet, um Schadstoffe im Boden zurückhalten, sei es durch das Verhindern von Bodenerosion/Transport der Schadstoffe mithilfe der Pflanzenwurzeln, durch die Umwandlung der Schadstoffe im Wurzelbereich in weniger mobile Formen oder durch die Kontrolle des Wasserflusses im Boden durch die Transpiration der Bäume (Pilon-Smits 2005).

Die Nutzung von Pflanzen zur Aufnahme der Schadstoffe in die oberirdische Pflanzenbiomasse, welche geerntet wird, um die Schadstoffe aus dem Boden zu entfernen, wird als Phytoextraktion bezeichnet (Pilon-Smits 2005): Nach Erreichen der gewünschten Biomasse werden die Bäume im Winter oberhalb der Geländeoberkante abgeschnitten („auf Stock gesetzt“). Die nach der Ernte im Erdreich verbliebenen Wurzelstöcke treiben anschließend wieder aus und produzieren erneut Biomasse (Stockausschlag). Die geerntete Biomasse kann, sofern nicht zu stark belastet, zur Energiegewinnung genutzt werden. Damit stellt die Nutzung der ehemaligen Bergbaufläche als KUP eine angemessene Lösung dar, da durch die im Boden verbleibenden Wurzelstöcke Phytostabilisierung erfolgen kann, während das Ernten der Biomasse sukzessive die Schadstoffe aus dem Boden entfernt und gleichzeitig die Biomasse zur Energiegewinnung eingesetzt werden kann.

Sowohl Phytoextraktion als auch Phytostabilisierung lassen sich mit dem Anbau nachwachsender Rohstoffe kombinieren. Daher wurden in der vorliegenden Arbeit Strategien zum Aufbau von Kurzumtriebsplantagen auf dem Gebiet des ehemaligen Uranbergbaustandortes Ronneburg (Thüringen, Deutschland) untersucht. Die Kontamination auf den Testfeldern des ehemaligen Bergbaugebietes geht von Metallen sowie Metallverbindungen aus, welche aufgrund der Laugungstätigkeit sowie der Bildung von sauren Grubenwässern (Acid Mine Drainage (AMD)) aus dem Haldenmaterial gelöst wurden (Grawunder et al. 2009) .

1.2. Der Tagebau in Ronneburg

Das ehemalige Uranbergbau-Gebiet Lichtenberg liegt nahe Ronneburg im Osten Thüringens. Dort wurde in den Jahren 1959 bis 1976 Uran abgebaut (Wismut GmbH 2010).

Der Betrieb erfolgte durch die Sowjetisch-Deutsche Aktiengesellschaft (SDAG) Wismut. Im Gebiet Ronneburg wurde Uran sowohl über als auch unter Tage gefördert. Die Bergbautätigkeit produzierte 14 Abraumhalden mit einer Gesamtfläche von 460 ha und einem Volumen von 125 Mio. m³. Die geförderte Uranmenge betrug 13.837,64 t, wovon 1.163,8 t Uran aus der Laugungstätigkeit gewonnen wurden (Wismut GmbH 2010). Nach Einstellung der gesamten Bergbautätigkeit der Wismut SDAG im Jahr 1990 wurde diese 1991 in die Wismut GmbH umgewandelt und mit der Sanierung der Bergbauflächen beauftragt. Im Zuge der Sanierungsmaßnahmen erfolgte der Einbau der Abraumhalden des Gebietes Ronneburg in das Tagebauloch Lichtenberg (Abb. 1). Insgesamt wurden 110 Mio. m³ Abraum verfüllt (Paul et al. 2003). Eine besondere Herausforderung stellte dabei der Abraum der ehemaligen Gessenhalde dar, da dieser durch Laugungstätigkeit und der damit verbundenen Bildung saurer Grubenwässer den niedrigsten pH-Wert aller Halden aufwies. Aus diesem Grund erfolgte der Einbau des Abraumes in die unterste Schicht der ehemaligen Tagebaugrube (Carlsson und Büchel 2005).

Auf den Testfeldern des ehemaligen Bergbaugebietes soll untersucht werden, inwieweit die Bepflanzung mit Bäumen und krautigen Pflanzen durch mikrobiologische Behandlungen (Zugabe von Streptomycceten und Mykorrhiza) sowie durch bodenverbessernde Maßnahmen (Zugabe von Rendzina) optimiert werden kann, um diese Altlastenflächen einerseits zu sanieren und andererseits ökonomisch zu nutzen.

1.3. Der Aufbau der Testfelder

Die Kontamination der Testflächen des ehemaligen Bergbaugebietes ergibt sich aus einer Vielzahl von Faktoren: unter anderem der Art des aufgelagerten Materials, der Wassersperre sowie den hydrogeologischen Gegebenheiten vor Ort. Dabei nimmt die Hydrologie eine besondere Stellung ein, da Wasser einerseits Metalle aus dem Haldenmaterial löst und andererseits den Transport der gelösten Metalle ermöglicht. Die Halden des ehemaligen Bergbaugebietes Lichtenberg weisen aufgrund ihrer Ausdehnung und Topologie teilweise sehr unterschiedliche Gegebenheiten (Wismut GmbH 2010) auf.

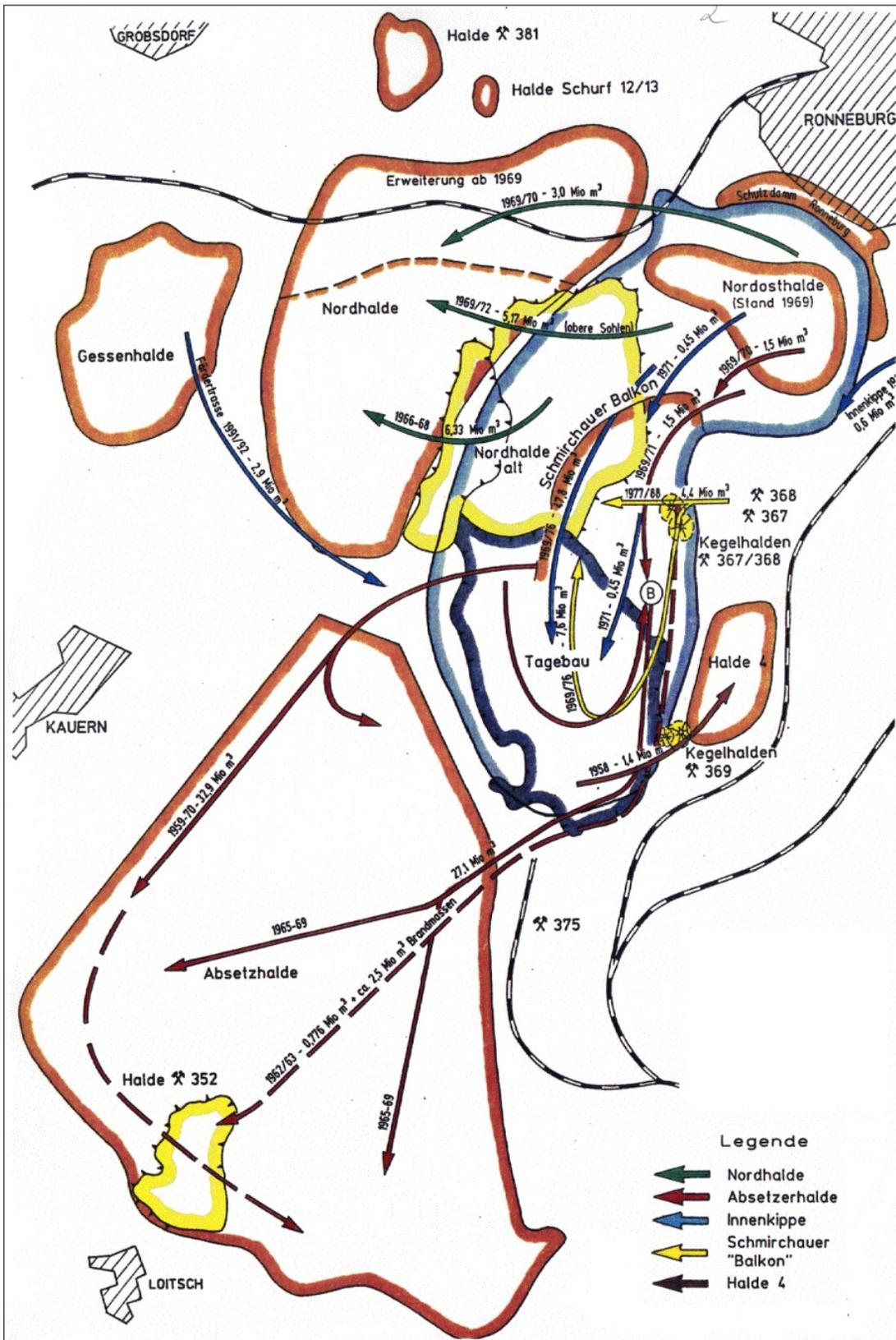


Abb. 1: Schematische Darstellung der Halden und der Transportwege zu den Halden des Tagebaus Lichtenberg. Das Testfeld Gessenwiese befindet sich auf dem Gebiet der Gessenhalde (oben links), Das Testfeld Kanigsberg befindet auf dem Gebiet der Absetzhalde in der Nähe des Ortes Loitsch (unten links). Quelle: Wismut GmbH

Standort Gessenwiese

Das Testfeld „Gessenwiese“ befindet sich auf dem Gebiet der ehemaligen Gessenhalde (Abb. 1), die in den Jahren 1971 – 1978 zur Haldenlaugung von Armerz mittels saurer Grubenwässer genutzt wurde (Wismut GmbH 2010). Die Gessenhalde wurde in dem ehemaligen Lehmtagebau Gessen aufgeschüttet (Abb.1) (Wismut GmbH 2010), der mit Bau- und Abrisschutt aus dem Abriss des Dorfes Gessen verfüllt wurde. Darauf wurde eine 0,6 m starke, verdichtete Lehmschicht aufgebracht, welche die Haldenfläche zum Untergrund hin abdichtete. Über diese Lehmschicht wurde eine 1 m dicke Schutzschicht aus Armerz aufgebracht, die während der Laugungstätigkeit als Drainageschicht agierte (Wismut GmbH 2010). Auf diese Schicht wurde in drei Schritten 6,8 Mio. m³ Haldenmaterial zur Laugung aufgebracht. Die Laugung wurde durch das Aufbringen von sauren Grubenwässern zwischen 1971 und 1978 durchgeführt (Wismut GmbH 2010). Die so erzeugte Haldenlösung wurde über die Drainage zu Auffangbecken (Abb. 2) geleitet und die Metalle mittels Anionentauschern (Wofatit SBT) zurückgewonnen (Wismut GmbH 2010).



Abb. 2: Luftbild der Laugungsanlage Gessen. Rechts im Bild ist die Halde (weißer Pfeil) zu erkennen welche gelaugt wurde. In der Mitte-links (blauer Pfeil) sind die Auffangbecken zu sehen und links davon die Sorptionssäulen (orangefarbener Pfeil). Quelle: Wismut GmbH

Nach Beendigung der Bergbautätigkeit wurde die Gessenhalde im Zuge der Sanierung abgetragen und in den tiefsten Teil des ehemaligen Tagebaus verbracht. Dies erfolgte aufgrund des geringen pH-Wertes des Haldenmaterials. Das Abtragen und Verfüllen war bis 1995 abgeschlossen (Wismut GmbH 2010).

Die Testfläche Gessenwiese wurde im Jahr 2004 etabliert (Büchel et al. 2005). Es wurden drei Testplots angelegt, mit denen der Einfluss mikrobieller Inokulationen auf das Phytoremediationspotential von Sonnenblumen untersucht werden sollte (Kothe und Varma 2012). Das Testfeld Gessenwiese, welches Gegenstand dieser Arbeit ist, wurde im Jahr 2015 auf einem Teil des im Jahr 2004 angelegten Testfeldes neu angelegt. Im Zuge dieser Neuanlage wurde zusätzlich zu den mikrobiologischen Behandlungen Rendzina in unterschiedlichen Beimischungen in das Bodensubstrat eingebracht. Rendzina ist ein skelett- und humusreicher Boden über einem festen oder lockeren Karbonat- oder Gipsstein (Scheffer et al. 2010). Die Beimischung der Rendzina diente dem Anheben des pH-Wertes des vorliegenden Bodensubstrates.

Standort Kanigsberg

Der Standort Kanigsberg befindet sich auf dem Gebiet der ehemaligen Absetzerhalde (Abb. 1) nahe der Ortschaft Loitsch. Die Absetzerhalde hatte ein Volumen von 63,3 Mio. m³ und wurde ohne besondere Vorbereitung des natürlichen Untergrundes aufgeschüttet (Wismut GmbH 2010).



Abb. 3: Geländemodell des Testfeldes Kanigsberg. Abgebildet sind die drei Testfelder des Kanigsberges, Feld 1 Testfläche Hang (EPH), Feld 2 Testfläche Plateau (EPP), Feld 3 Kanigsberg Bareground (KBB). (Bildquelle: Dr. D. Mirgorodsky)

Auf dem Gebiet des Kanigsberges wurden drei Testfelder angelegt: die Testfelder Hang (EPH) und Plateau (EPP) sowie das Testfeld Kanigsberg Bareground (KBB) (Abb. 3). Die ehemalige Absetzerhalde weist ein deutliches Höhenprofil auf. Dies führt dazu, dass es bei Starkregenereignissen zur Bildung von Erosionsrinnen kommen kann und damit kontaminierte Wässer unkontrolliert tieferliegende Areale überspülen können. Daher ist die Erosionskontrolle auf diesen Testflächen von besonderer Bedeutung.

1.4. Die verwendeten Baumarten

Im Rahmen dieser Arbeit wurden Baumarten mit verschiedenen Standortansprüchen auf ihre Eignung zur Verwendung in einer Kurzumtriebsplantage untersucht. Die verwendeten Baumarten waren Birke (*Betula pendula*), Grauerle (*Alnus incana*), Eberesche (*Sorbus aucuparia*), Weide (*Salix triandra x viminalis*) und Kiefer (*Pinus sylvestris*). Mit Ausnahme der Kiefer sind alle verwendeten Bäume zum Stockausschlag befähigt.

Hängebirke (*Betula pendula*)

Das Verbreitungsgebiet der Hängebirke erstreckt sich von Südkandinavien bis nach Norditalien und dem Norden der iberischen Halbinsel über ganz Europa (San-Miguel-Ayanz et al. 2016). *B. pendula* ist in Europa ein wichtiger Pionierbaum der sekundären Sukzession, was auf eine Vielzahl besonderer Merkmale zurückzuführen ist. Unter anderem ist *B. pendula* ein schnellwachsender Lichtbaum, der keinen Schatten verträgt und am besten auf leichten (sandigen), gut entwässerten Böden gedeiht. Weiterhin ist *B. pendula* mit einer Vielzahl von Ektomykorrhizapilzen assoziiert (San-Miguel-Ayanz et al. 2016). Jedoch kann *B. pendula* auch auf einem breiten Spektrum verschiedener Böden, auch mageren Böden, wachsen. Aufgrund ihrer Anspruchslosigkeit wird die Birke oftmals im Bereich der Altlastensanierung eingesetzt (San-Miguel-Ayanz et al. 2016). In der vorliegenden Studie wurde die Hängebirke auf den Feldern Gessenwiese, Testfläche Hang sowie Testfläche Plateau gepflanzt.

Grau-Erle (*Alnus incana*)

Die Grau-Erle ist, wie die Birke, ein Pionierbaum und besiedelt vornehmlich Fluss- und Seeufer; ebenso ist sie anzutreffen auf Feuchtrassen, Mooren und nährstoffreichen Sümpfen. Die Grau-Erle bevorzugt mesische (mäßig feuchte) Bedingungen. Des Weiteren ist sie in der Lage auf sauren Böden mit einem pH-Wert von 3,5 – 4 zu wachsen, kann aber auf einer Vielfalt von Böden unterschiedlicher pH-Werte und Feuchte gedeihen. Das Verbreitungsgebiet der Grau-Erle ist Zentraleuropa im Westen bis Frankreich, nach Osten bis West-Sibirien sowie in Skandinavien.

Kennzeichnend für die Grau-Erle ist ihr schneller Wuchs. Weiterhin verbessert die Grau-Erle durch Fixierung von atmosphärischem Stickstoff die Fruchtbarkeit des Bodens. Diese Stickstofffixierung geschieht durch die Symbiose von *A. incana* mit dem Bakterium *Frankia alni*. Die Bakterien sind in Knöllchen der Baumwurzeln angesiedelt, wo sie Luftstickstoff fixieren. Im Gegenzug erhalten sie von der Pflanze Kohlehydrate. Diese Art der Symbiose wird als Aktinorrhiza bezeichnet (Lorenc-Plucińska et al. 2013).

Im Ronneburger Gebiet wurde die Grau-Erle auf den Testfeldern Gessenwiese sowie den Testflächen Hang und Plateau gepflanzt.

Weide (*Salix triandra x viminalis*)

Die verwendeten Weiden stammen von der schwedischen Firma SalixEnergi AB, (Kristianstad, Schweden). Sie werden unter dem Produktnamen „Inger“ vertrieben. Laut Herstellerangaben ist diese Sorte für trockene Standorte geeignet und besitzt in der ersten Wachstumsperiode einen geringeren Zuwachs (lt. Hersteller).

Gepflanzt wurde die Weide auf den Testfeldern Gessenwiese sowie den Testflächen Hang und Plateau.

Eberesche (*Sorbus aucuparia*)

Die Eberesche ist ebenfalls ein Pionierbaum. Das Verbreitungsgebiet ist ganz Europa, bis nach West-Sibirien, mit Ausnahme von Südspanien. *So. aucuparia* wächst nicht in Feuchtgebieten, auf nackten Böden, Tonböden sowie Kalkböden. Davon abgesehen ist *So. aucuparia* anspruchslos gegenüber Wachstumsbedingungen. Die Eberesche besitzt hinsichtlich der Bodenfeuchte und dem Boden-pH ähnliche Standortansprüche wie *B. pendula*, ist jedoch schattentoleranter und kann in höheren Lagen gedeihen (2400 m). Weiterhin ist *So. aucuparia* tolerant gegenüber hohen Temperaturen, wenn diese nicht mit Wasserstress einhergehen (Raspé et al. 2000).

In dieser Studie wurde *So. aucuparia* auf den Testflächen Hang und Plateau gepflanzt.

Kiefer (*Pinus sylvestris*)

Die Waldkiefer ist weltweit die häufigste Spezies der Gattung *Pinus*. Ihr Verbreitungsgebiet in Europa reicht von Spanien bis in den Osten Russlands. Die Nord-Süd Ausbreitung reicht von 70° nördlicher Breite bis 37° nördlicher Breite. Weiterhin wächst *P. sylvestris* bis in eine Höhe von 2600 m (San-Miguel-Ayanz et al. 2016). Ebenso wie *B. pendula* ist *P. sylvestris* ein Lichtbaum, der bei niedriger Konkurrenz auch in der Lage ist rezente gestörte Flächen zu besiedeln. Darüber hinaus ist *P. sylvestris* anspruchslos und dürretolerant, wird jedoch auf nährstoffreichen Böden oft von anderen Spezies verdrängt (San-Miguel-Ayanz et al. 2016). Des Weiteren ist es nicht möglich *P. sylvestris* auf Stock zu setzen. *P. sylvestris* wurde auf den Testflächen EPH und EPP gepflanzt.

1.5. Untersuchte Metalle

Aluminium

Aluminium steht in der 3. Hauptgruppe (Borgruppe). Im neutralen pH-Bereich liegt es als schlecht lösliches Gibbsit vor. Mit sinkendem pH-Wert (Bodenversauerung) wird dieses in lösliche Formen wie z.B. $[\text{Al}(\text{H}_2\text{O})_6]^{3+}$, AlOH^{2+} , $\text{Al}(\text{OH})_3$, and $\text{Al}(\text{OH})_4$ umgewandelt (Rahman und Upadhyaya 2021). Diese hydratisierten Al^{3+} -Spezies sowie pflanzenverfügbare Hydroxyaluminiumsilicate können die Feinwurzeln der Pflanzen schädigen (Ternes 2013).

Durch hohe Aluminiumkonzentrationen kann es zur Störung der Zellteilung in den Pflanzenwurzeln, Senkung der Wurzelatmung sowie Komplexierung von Phosphor in weniger bioverfügbaren Formen kommen (Rout et al. 2001).

Aluminium stört die Aufnahme und den Transport essentieller Makroelemente (Ca, Mg, K, P) sowie die Wasserversorgung der Pflanzen. Weiterhin beeinflusst Aluminium die Plasmamembran, Membrantransportproteine und die Aktivität vieler Proteine (Rout et al. 2001). Ein möglicher Mechanismus die Schadwirkung von Aluminium auf die Feinwurzeln zu verringern, ist die Abgabe von Äpfel- oder Zitronensäure durch die Wurzeln. Hierdurch wird Al^{3+} komplexiert und ist nicht mehr pflanzenverfügbar (Ternes 2013).

Kupfer

Kupfer ist ein Element der 1. Nebengruppe (Kupfergruppe). Die Aufnahme von Kupfer ist pflanzenspezifisch und abhängig von den vorliegenden Bodenverhältnissen. Es ist einerseits ein Makroelement, welches wichtige Funktionen in der Pflanze erfüllt, andererseits hat Kupfer in hohen Konzentrationen eine toxische Wirkung auf Pflanzen. Unter anderem ist Kupfer beteiligt an der Mobilisierung von Eisen, dem Aufbau der Zellwand, der mitochondrialen Atmung sowie der hormonellen Signalweitergabe (Shabbir et al. 2020). Weiterhin ist Kupfer an der Bildung von Plastocyanin beteiligt und damit an der Bildung von Chlorophyll (Ternes 2013). Hohe Kupferkonzentrationen im Boden können das Wurzelwachstum jedoch behindern und damit die Aufnahme von Nährstoffen und Wasser über die Wurzel negativ beeinflussen. Weiterhin können zu hohe Kupferkonzentrationen die Photosynthesetätigkeit der Pflanze stören (Shabbir et al. 2020). Kupfer produziert außerdem reaktive Sauerstoffspezies, welche in hohen Konzentrationen zu oxidativem Stress in der Pflanze führen können (Shabbir et al. 2020).

Cadmium

Cadmium steht in der 2. Nebengruppe (Zinkgruppe). Es besitzt aufgrund seines Atomradius und seiner chemischen Eigenschaften die Fähigkeit Zink sowie Calcium aus Enzymen zu verdrängen und damit die Aktivität dieser Enzyme herabzusetzen (Ternes 2013). In den Wurzeln behindert Cadmium die Aufnahme von Zn, Fe sowie Mn, entweder durch Konkurrenz für die Ionentransporter oder durch Regulation der Genexpression dieser Transportkanäle. Wie auch Kupfer produziert Cadmium reaktive Sauerstoffspezies, welche zu oxidativem Stress in der Pflanze führen können. Weiterhin hemmt Cadmium die Photosynthese, wobei jedoch die Mechanismen dafür noch nicht abschließend geklärt sind (Andresen und Küpper 2013).

Nickel

Nickel ist ein Metall der 8. Nebengruppe (Eisen-Platin-Gruppe). Es ist ein essentielles Metall, welches unter anderem im aktiven Zentrum des Enzyms Urease vorkommt (Ternes 2013). Weiterhin ist Nickel wichtig für die Aktivität verschiedener anderer Enzyme (Yusuf et al. 2011).

Die Toxizität vieler Übergangsmetalle, unter anderem auch von Nickel, beruht auf drei Mechanismen: der Verdrängung essentieller Komponenten aus Biomolekülen, Blockade der funktionellen Gruppen von Biomolekülen sowie der Modifikation von Proteinen, Plasma Membranen/Transportern sowie der Struktur/Funktion von Membrantransportern (Yusuf et al. 2011).

Uran

Uran ist ein radioaktives Metall der Actinoiden Gruppe, welches die Keimfähigkeit von Samen beeinträchtigen kann. Weiterhin werden das Wurzel-/ Sprosswachstum, die Photosynthese sowie die Nährstoffaufnahme gestört. Zudem produziert Uran reaktive Sauerstoffspezies, welche zu oxidativem Stress in der Pflanze führen können (Chen et al. 2021).

1.6. Mikrobiologische Behandlungen

Auf den Testfeldern wurden zwei verschiedene mikrobiologische Behandlungen durchgeführt, um deren Wirkung auf das Pflanzenwachstum zu untersuchen.

Zum einen wurde eine Inokulation mit Mykorrhizapilzen, zum anderen eine Inokulation mit *Streptomyces mirabilis* P16-B1 durchgeführt.

Mykorrhiza

Als Mykorrhiza wird die Symbiose zwischen einem Pilz und einer höheren Pflanze bezeichnet (Weiler und Nover 2008). Die Beziehung Pflanze – Pilz bietet Vorteile für beide Organismen. Dabei wird unterschieden in Ektomykorrhiza und Endomykorrhiza. Bei der Ektomykorrhiza bilden die Pilzhyphe ein feinmaschiges Netz (Hartig'sches Netz) um die Pflanzenwurzeln aus. Dieses Netz unterbindet die Ausbildung der feinen Wurzelhärchen. Bei der Endomykorrhiza dringen die Pilzhyphe in die Rindenzellen der Wurzeln ein (Weiler und Nover 2008). Infolgedessen vergrößert der Pilz mit seinen sehr feinen Hyphe das Bodenvolumen, welches von den Pflanzenwurzeln durchdrungen wird. Dadurch wird die Wasserversorgung der Pflanzen verbessert, gleichzeitig liefert der Pilz PO_4^{3-} , NH^+ und NO_3^- -Ionen. Weiterhin können Pilze durch Abgabe von Protonen für die Pflanze unlösliche Mineralstoffe mobilisieren. Im Gegenzug erhält der Pilz von der Pflanze organische Verbindungen, wie z.B. Hexose. Somit haben mykorrhizierte Pflanzen einen Vorteil gegenüber solchen ohne Mykorrhizapartner (Weiler und Nover 2008).

Eine Sonderform der Endomykorrhiza stellt die arbuskuläre Mykorrhiza (AM) dar, bei welcher die Hyphe in den Wurzelzellen stark verzweigte baumförmige Arbuskeln ausbilden (Weiler und Nover 2008). Der im Rahmen dieser Arbeit verwendete Endomykorrhizapilz *Rhizophagus irregularis* ist ein AM-Pilz, während die übrigen verwendeten Pilze (*Amanita muscaria*, *Boletus edulis*, *Hebeloma crustuliniforme*, *Laccaria laccata*, *Paxillus involutus*, *Pisolithus tinctorius*, *Telephora terrestris* sowie *Xerocomus badius*) Ektomykorrhizapilze sind.

Streptomyces mirabilis P16-B1

Streptomyceten sind eine Gattung von Gram-positiven, GC-reichen Bakterien innerhalb der Abteilung Actinobacteria (Madigan 2012). Sie sind primär Bodenbakterien, wobei auch einige Spezies aquatisch leben.

Streptomyceten produzieren eine Vielzahl verschiedener Sekundärmetabolite, unter anderem Geosmin und zahlreiche Antibiotika (Madigan 2012). Es konnte nachgewiesen werden, dass Streptomyceten das Potential besitzen das Pflanzenwachstum positiv zu beeinflussen (plant growth promoting streptomycetes, PGPS (Sousa und Olivares 2016)). Dabei lässt sich die Wirkung der PGPS in drei Mechanismen einteilen: Biodünger, Biostimulation sowie biologischer Schutz. PGPS können die Bioverfügbarkeit von Mikro- und Makronährstoffen verbessern, indem sie für Pflanzen unlösliche Verbindungen in für Pflanzen verfügbare überführen (Biodünger) (Sousa und Olivares 2016). Weiterhin können PGPS durch die Abgabe von z.B. Auxin und Auxin-ähnlichen Verbindungen das Pflanzenwachstum beeinflussen (Biostimulation) (Sousa und Olivares 2016). Als biologischer Schutz wird die Abwehr von Pflanzenpathogenen durch die mit der Pflanze assoziierten Mikroorganismen bezeichnet. Dies kann unter anderem durch die Produktion antibiotischer Verbindungen, Verdrängung aufgrund von Konkurrenz um Nährstoffe oder Lebensraum sowie Prädation geschehen (Sousa und Olivares 2016).

St. mirabilis P16-B1 wurde vom Ufer des Gessenbaches nahe des Testfeldes Gessenwiese isoliert (Schmidt et al. 2005; Schmidt et al. 2009). Eine Besonderheit dieses Stammes ist seine hohe Nickeltoleranz von 130 mmol/l (Schmidt et al. 2009). Als autochthoner Stamm sollte er daher ideal an die Standortbedingungen angepasst sein, was die Voraussetzung für eine erfolgreiche Besiedlung ist. Infolgedessen wurde im Rahmen dieser Arbeit untersucht, in wieweit der Stamm *St. mirabilis* P16-B1 einen Effekt auf das Wachstum der Bäume der Testflächen besitzt.

1.7. Einfluss des Bodensubstrates auf die Metallaufnahme der Pflanzen (Biokonzentration)

Der Biokonzentrationsfaktor (BCF) ist das Verhältnis aus der Metallkonzentration in der Pflanzenbiomasse zu derjenigen des Bodens. Anhand dieses Faktors kann eine Einschätzung getroffen werden, ob und wieviel der im Boden vorhandenen Metalle in die Pflanze eingelagert werden.

Die Berechnung der BCF erfolgt nach folgender Formel (Takarina und Pin 2017):

Formel	Bezeichnung
$BCF = \frac{c_l}{c_s}$	c_l – Metallkonzentration Blätter
	c_s – Metallkonzentration Boden

Bei einem BCF >1 wird eine Pflanze als Akkumulator für dieses Metall auf diesem Boden angesehen. BCF >2 werden als hohe Werte eingestuft (Takarina und Pin 2017). Der Biokonzentrationsfaktor ist ein Verhältnis aus 2 Messwerten und als solcher abhängig von diesen, d.h. die BCFs der Pflanzen zweier Felder können sich trotz ähnlicher Metallaufnahme unterscheiden, wenn die Metallkonzentrationen im Boden der Standorte verschieden voneinander sind.

Die Bioverfügbarkeit eines Metalls im Boden ist abhängig von einer Vielzahl von Faktoren, u.a. der Kationenaustauschkapazität (KAK), dem Tongehalt, dem pH-Wert sowie der organische Bodensubstanz (DOM) (Greger 2004). Ein niedriger pH-Wert erhöht die Verfügbarkeit der Metalle im Boden, während hohe KAK-Werte, DOM-Gehalte sowie Tongehalte die Metalle fester im Boden binden und somit die Bioverfügbarkeit senken (Greger 2004). Diese und eine Vielzahl weiterer Faktoren sorgen für die (Orts)Spezifität des BCF.

2. Materialien und Methoden

2.1. Aufbau der Felder

2.1.1. Testfläche Gessenwiese

Das Testfeld Gessenwiese befindet sich auf dem Gebiet der ehemaligen Gessenhalde und ist in neun Sub-Plots unterteilt. Die Abmessungen sind Abb. 4 zu entnehmen.

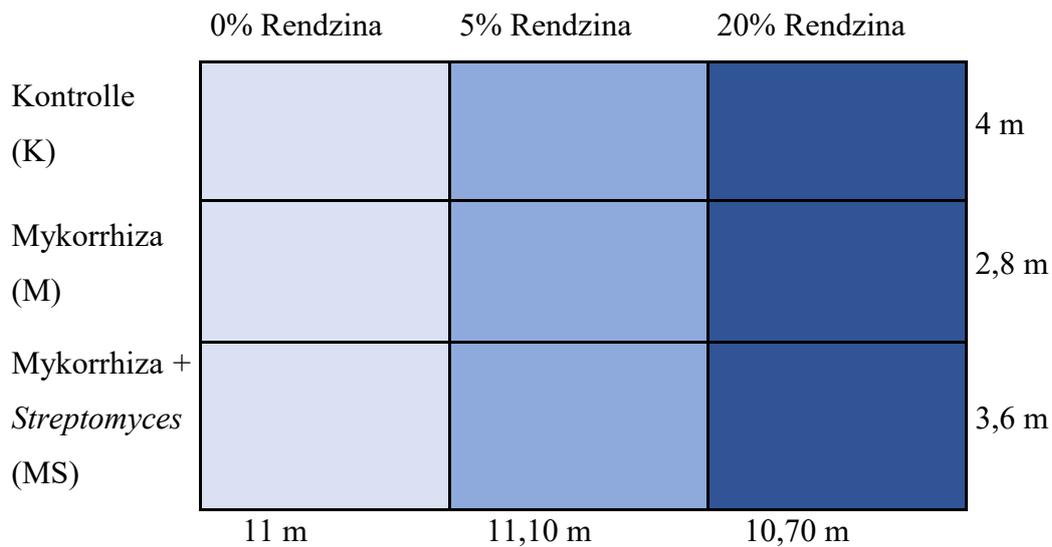


Abb. 4: Schematische Darstellung des Aufbaus des Testfeldes Gessenwiese. Die Rendzinazugaben (0%, 5% sowie 20%) sind spaltenweise angeordnet, die mikrobiellen Inokulationen zeilenweise.

Rendzina

Auf dem Testfeld Gessenwiese wurde Rendzina zum Anheben des Boden-pH-Wertes in verschiedenen Beimischungen in den Boden eingebracht. Die Rendzina stammt aus Dorndorf-Steudnitz (Koordinaten: 51°00'50.4"N, 11°41'45.6"E) Die auf dem Testfeld eingebrachten Beimischungen waren 5%, 20% Rendzina sowie eine 0% Kontrolle. Dazu wurde der Aushub des Feldes homogenisiert und in drei Teile aufgeteilt. Anschließend wurden zwei der drei Erdhaufen mit Rendzina versetzt um die geforderten Rendzina-Beimischungen zu erhalten und das Material dann wieder in die Grube eingebracht.

Baumpflanzung

Die Bäume auf dem Testfeld Gessenwiese wurden im März 2016 gepflanzt. Die Birken und Erlen wurden von der Forstbaumschule „Fürst Pückler“ Zeischa GmbH (Zeischa/Bad Liebenwerda, Standort Brandenburg) bezogen. Auch die auf den Testfeldern EPH und EPP gepflanzten Birken (mit Ausnahme der indigenen Birken), Erlen, Ebereschen sowie Kiefern wurden aus der Forstbaumschule „Fürst Pückler“ bezogen. Die Weiden stammen von der Firma SalixEnergi AB (Kristianstad, Schweden). Die Wurzeln der Birken, Erlen, Ebereschen und Kiefern wurden vor der Pflanzung in der Thüringer Landesanstalt für Landwirtschaft und ländlichen Raum (TLLLR) mit Leitungswasser gewaschen. Des Weiteren wurden dort die Weidenstecklinge für vier Wochen in Wasserfässern bewurzelt. Die indigenen Birken wurden auf dem Gebiet des Kanigsberges gesammelt, dafür wurden zwei- bis dreijährige Pflanzen ausgegraben und auf den Testfeldern EPH und EPP eingepflanzt.

Auf den individuellen Sub-Plots wurden die Bäume in zwei Reihen gepflanzt, wobei pro Baumart und Reihe jeweils sieben Individuen gepflanzt wurden. Je Sub-Plot wurden die Bäume in 30 cm tiefe Pflanzlöcher mit einem Baumabstand von 50 cm gepflanzt. Der Reihenabstand betrug 1,8 m (Abb. 5). Des Weiteren wurde in den Wurzelraum der Bäume ein Kunststoffrohr (\varnothing 2,5 cm) eingebracht, welches nach Zuschütten des Pflanzloches mit einer Öffnung über der Geländeoberkante verblieb und somit einen direkten Zugang zum Wurzelraum der Pflanze ermöglichte.

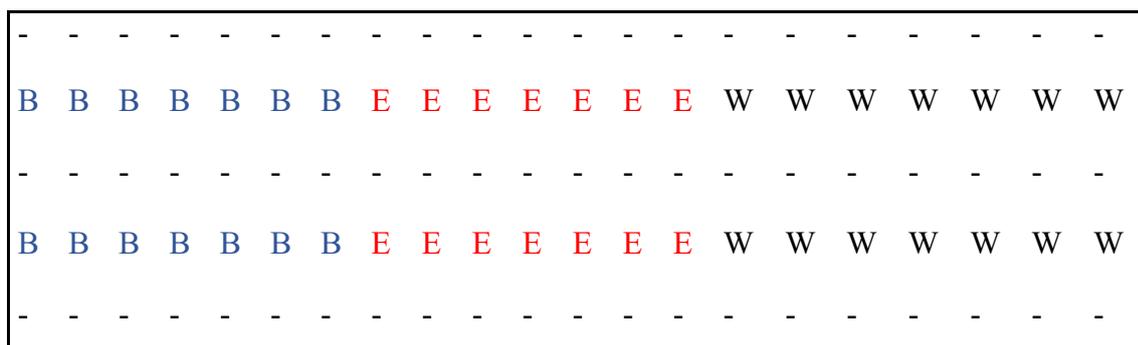


Abb. 5: Schematische Darstellung der Bepflanzung der Sub-Plots des Testfeldes Gessenwiese. Festuca rubra wurde in Breitsaat aufgebracht. Die Bäume wurden in zwei Reihen mit je 21 Bäumen gepflanzt (B – Birke, E – Erle, W – Weide). Ober- und unterhalb der Bäume, sowie zwischen die Baumreihen wurde Secale cereale var. multicaule gesät (gestrichelte Linien).

Mikrobiologische Behandlung

Auf dem Testfeld Gessenwiese wurde nach dem Anlegen des Testfeldes (im Jahr 2015) eine Mykorrhizainokulation (*Rhizophagus irregularis*) der Sub-Plots „M“ sowie „MS“ durchgeführt (Abb. 4). Verwendet wurde das Substrat „Myc 100“ der Firma BioFa AG (Münsingen), welches von Hand in Breitsaat aufgebracht wurde. Die vom Hersteller empfohlene Inokulationsmenge betrug 15 g/m², somit wurden auf den „MS“-Plots 600 g pro Feld und auf dem „M“-Feldern 465 g pro Feld ausgebracht.

Im Zuge der Baumpflanzung im März 2016 wurde auf den „M“- und „MS“-Plots auf die Wurzeln der Bäume entsprechend der Herstellerangabe 20 ml des Bodenhilfsstoffes „INOQ Forst“ der Firma INOQ GmbH (Schnege) gegeben. Dieser Bodenhilfsstoff ist ein Gemisch aus verschiedenen Mykorrhizapilzen auf einem Trägersubstrat aus Torfmoor.

Tabelle 1: Zusammensetzung des Bodenhilfsstoffes „INOQ Forst“

Ektomykorrhizapilze	<i>Amanita muscaria</i> <i>Boletus edulis</i> <i>Hebeloma crustuliniforme</i> <i>Laccaria laccata</i> <i>Paxillus involutus</i> <i>Pisolithus tinctorius</i> <i>Telephora terrestris</i> <i>Xerocomus baduis</i>
Endomykorrhizapilz	<i>Rhizophagus irregularis</i>

Im Zeitraum April – Mai wurde jährlich auf den „MS“ Sub-Plots wurde zusätzlich zu der Mykorrhizainokulation eine Inokulation mit *St. mirabilis* P16-B1 durchgeführt. Das Inokulat bestand aus *St. mirabilis*-Biomasse resuspendiert in Wasser und wurde bereitgestellt durch das Hans-Knöll-Institut in Jena. Von diesem Inokulat wurden 1,25 l/m² flächig auf die Felder ausgebracht. Zusätzlich dazu wurden in die Inokulationsröhrchen der Bäume 0,25 l des Inokulates eingebracht.

Krautige Schicht

Die krautige Bepflanzung setzte sich aus *Festuca rubra* (Gewöhnlicher Rotschwengel) sowie *Secale cereale* var. *multicaule* (Waldstaudenroggen) zusammen. *F. rubra* wurde in Breitsaat (11 g/m²) ausgebracht. *Se. cereale* var. *multicaule* wurde in Reihen (Abb.5) mit einem Pflanzabstand von 20 cm gesät.

2.1.2. Testflächen Kanigsberg

Die auf dem Standort Kanigsberg angelegten Testfelder (EPP, EPH) gleichen sich in Größe, Inokulation sowie Bepflanzung (Abb. 6) und unterscheiden sich jedoch hinsichtlich ihrer Lage.

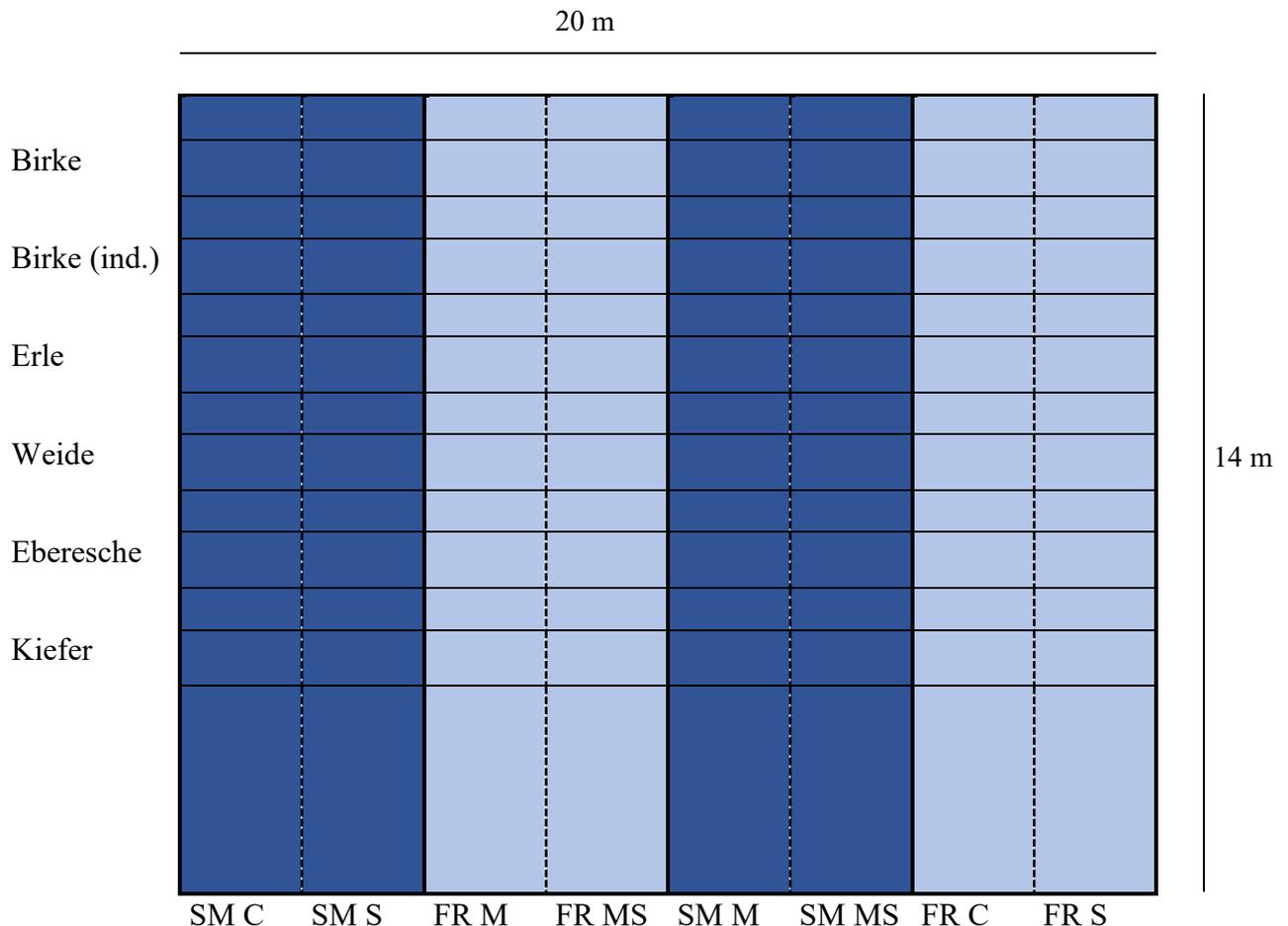


Abb. 6: Schematische Darstellung des Aufbaus der Testflächen Kanigsberg. Auf den dunkelblau hinterlegten Sub-Plots wurde *Se. cereale* var. *multicaule* (SM) in ausgesät, während auf den hellblau hinterlegten Flächen *F. rubra* (FR) gesät wurde. Es wurden verschiedene mikrobiologische Inokulationen vorgenommen: *St. mirabilis* (S), Mykorrhiza (M), Mykorrhiza + *St. mirabilis* (MS) sowie eine nicht inokulierte Kontrolle (C).

Baumpflanzung

Die Pflanzung der Bäume erfolgte analog zum Testfeld Gessenwiese Anfang bis Mitte März 2016.

Auf den Testflächen EPH und EPP wurden sechs Baumarten (Birke, indigene Birke, Erle, Weide, Eberesche und Kiefer) mit je 80 Individuen in zwei Reihen gepflanzt. Der Reihenabstand betrug 80 cm, der Baumabstand 50 cm. Die Reihen wurden um 25 cm gegeneinander versetzt angelegt.

Die Birken, Erlen, Ebereschen und Kiefern stammen aus der Forstbaumschule „Fürst Pückler“ Zeischa GmbH Standort Brandenburg (Zeischa). Die Wurzeln der Bäume wurden in der TLLLR vor der Pflanzung mit Leitungswasser gewaschen. Die Weiden stammen von der Firma SalixEnergi AB (Kristianstad, Sweden).

Die indigenen Birken wurden auf dem Standort Kanigsberg um die Testflächen herum ausgegraben. Dazu wurden Individuen ausgewählt, deren Alter auf zwei bis vier Jahre geschätzt wurde.

Mikrobielle Inokulation

Die Mykorrhizainokulation der Testflächen erfolgte nach Erstellung der Testflächen (im Jahr 2015) in Breitsaat mit AMYKOR (*R. irregularis*) der Firma Amykor GmbH (Bitterfeld-Wolfen). Eingesetzt wurden entsprechend der Herstellerempfehlung 100 g/m², womit pro Sub-Plot 7 kg ausgebracht wurden.

Des Weiteren wurden analog zur Baumpflanzung (März 2016) auf der Gessenwiese 20 ml INOQ Forst der Firma INOQ GmbH (Schnega) auf die Wurzeln der Bäume der „M“- Plots gegeben.

Die Inokulation mit *St. mirabilis* P16-B1 erfolgte auf den „S“-Plots flächig analog zur Gessenwiese mit 1,25 l/m² sowie 250 ml Inokulat pro Baum.

Krautige Schicht

Auf den Testflächen Kanigsberg wurde eine krautige Unterschicht aus *F. rubra* und *Se.cereale* var. *multicaule* in Breitsaat ausgebracht. Dazu wurden die Felder in vier Teilfelder unterteilt (Abb. 6) und abwechselnd mit *Se. cereale* var. *multicaule* bzw. *F. rubra* bepflanzt. Pro 5 m x 14 m Sub-Plot wurden 2,1 kg *Se. cereale* var. *multicaule* (30 g/m²) bzw. 700 g (10 g/m²) *F. rubra* in Breitsaat ausgebracht und untergeharkt.

2.2. Probennahme

2.2.1. Bodenproben

Für die Probennahme wurden mittels Metallspatel die oberen 5 cm des Bodens abgenommen und verworfen.

Anschließend wurde ein steriles 100 ml Kunststoffgefäß (Fa. Greiner bio-one, Frickenhausen) mit Boden gefüllt. Vor Entnahme der nächsten Bodenprobe wurde der Spatel mit 70% Ethanol gereinigt. Die Bodenproben wurden bei 50°C für 3 Tage getrocknet. Anschließend wurden die Bodenklumpen im Porzellanmörser zerkleinert und der Boden gesiebt (Siebdurchmesser: 2 mm). Von dem so behandelten Boden wurden einerseits die physikochemischen Parameter (elektrische Leitfähigkeit, pH-Wert) bestimmt und andererseits eine sequentielle Extraktion der ersten und zweiten Fraktion nach Zeien und Brümmer (1989) durchgeführt.

Testfeld Gessenwiese

Die Bodenprobennahme auf den Sub-Plots des Testfeldes Gessenwiese erfolgte nach dem in Abb. 7 dargestellten Schema an 12 Punkten.

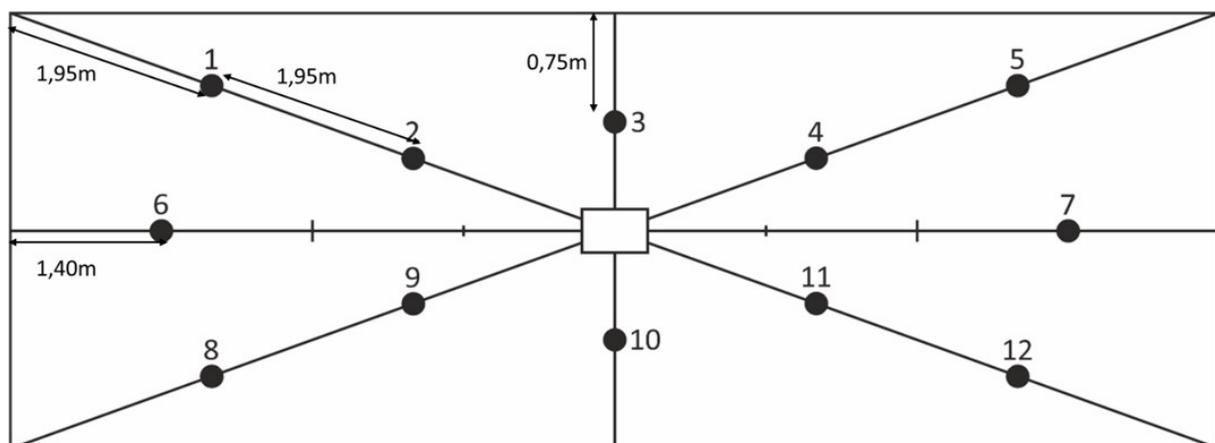


Abb. 7: Bodenprobenahmeschema für einen Sub-Plot des Testfeldes Gessenwiese. Die Abstände der Punkte 5, 8, 12 sind analog zu Punkt 1. Die Punkte 4, 9, 11 sind analog zu Punkt 2. Punkt 7 ist analog zu Punkt 6, Punkt 10 ist analog zu Punkt 3. Punkt 1, 5, 8 sowie 12 sind 1,95 m von der jeweiligen Ecke des Feldes entfernt. Die Punkte 2, 4, 9 und 11 sind 3,9 m von der jeweiligen Ecke entfernt. Punkte 6 und 7 sind 1,40 m vom jeweiligen Rand entfernt. Punkte 3 und 10 sind 0,75 m vom jeweiligen Rand entfernt.

Testflächen Kanigsberg

Im Rahmen der Probennahme auf den Testflächen EPP sowie EPH des Kanigsberg wurden pro Sub-Plot sieben Bodenproben genommen. Die Entnahme erfolgte pro Sub-Plot jeweils mittig zwischen den Reihen derselben Baumart, auf der Höhe des dritten Baumes der oberen Reihe sowie ca. 1,5 m unterhalb der letzten Baumreihe. Bei der Entnahme der Bodenproben wurde analog zu der beim Testfeld Gessenwiese beschriebenen Probennahme vorgegangen.

2.2.2. Blattproben

Für die Analyse der Metallgehalte der Blattbiomasse wurden Ende August 2016 und 2017 Blattproben der Testfeldbäume gesammelt. Die Probennahme 2018 erfolgte aufgrund der in diesem Jahr andauernden Hitzewelle und des damit einhergehenden frühzeitigen Abwurfs der Blätter bereits Ende Juli.

Bei der Entnahme der Blätter auf dem Testfeld Gessenwiese wurde von den Individuen einer Baumart in einer Reihe eine Mischprobe erstellt. Somit wurden pro Sub-Plot sechs Mischproben genommen. Für die Probennahme auf den Testflächen des Kanigsbergs wurde von den zehn Individuen einer Spezies pro Sub-Plot jeweils eine Mischprobe erstellt, 48 Mischproben pro Testfläche. Die Blattproben wurden mit deionisiertem Wasser gewaschen und anschließend für 2 Tage bei 50°C getrocknet. Die getrockneten Blattproben wurden mit der Nutribullet 600® (NB606DG) Fa. De'Longhi Appliances S.r.l. Treviso, Italien gemahlen.

2.3. Bonitur

Das Wachstum der Testfeldbäume wurde zweimal pro Jahr festgehalten. Dazu wurden der Durchmesser sowie die Höhe der Bäume gemessen. Die Baumhöhe wurde von der Geländeoberkante bis zum letzten Blatt gemessen. Der Durchmesser der Bäume wurde in 15 cm Höhe (bzw. 5 cm bei den Kiefern der Testflächen EPH und EPP) erfasst. Die Messungen wurden zu Beginn der Wachstumsperiode im März sowie gegen Ende der Wachstumsperiode im September durchgeführt.

2.4. Ernte Gessenwiese

Am 05.12.2019 wurden die im März 2016 gepflanzten Bäume des Testfeldes Gessenwiese auf Stock gesetzt. Dazu wurden die Bäume mit Hilfe einer Kettensäge in 15 cm Höhe abgeschnitten. Von den gefällten Bäumen wurde jeweils eine fünf bis zehn Zentimeter dicke Scheibe abgeschnitten. Diese Scheiben wurden vor Ort gewogen, anschließend bei Raumtemperatur bis zur Gewichtskonstanz getrocknet und erneut gewogen. Die restliche Biomasse der gefällten Bäume wurde vor Ort mittels eines Häckslers zerkleinert und die Schnitzel jedes Baumes gewogen (Portable electronic Scale, WH-A08, Fa. Changshu WeiHeng Mould Manufacture Co. Ltd, Jiangsu, China).

Von jeder Baumreihe wurden die ersten zwei Bäume verworfen, um die eventuell von vorherigen Bäumen im Häcksler verbliebene Holzsnitzel zu entfernen. Pro Baum wurden von den Schnitzeln für eine Mischprobe ca. 250 ml entnommen und in Kunststoffnetze verpackt. Für die Mischprobe wurden die Baumschnitzel einer Spezies beider Reihen eines Sub-Plots vereinigt, anschließend gewogen und im Trockenschrank (Typ 18720300002020, Fa. WTB Binder, Tuttlingen) bei 50°C bis zur Gewichtskonstanz getrocknet.

2.5. Dichtebestimmung Erle

Der Durchmesser der Erlenproben erlaubte die Bestimmung der Holzdichte für jede Erle des Testfeldes Gessenwiese. Sowohl die Birken- als auch die Weidenproben waren aufgrund ihres zu geringen Durchmessers nicht für Einzelbestimmungen geeignet. Für die Ermittlung der Holzdichte der Erlen des Testfeldes Gessenwiese wurde zunächst das Gewicht des trockenen Holzes gemessen (MC1 LC 2200 S, Fa. Sartorius, Göttingen). Anschließend wurde die Holzscheibe in einen vollständig mit Wasser gefüllten, gewogenen Eimer getaucht. Die Holzscheibe wurde vollständig, mit Hilfe eines Gitters untergetaucht, bis kein Wasser mehr überlief. Die Holzscheibe wurde entnommen und das abtropfende Wasser wieder in den Eimer verbracht. Anschließend wurde der Eimer erneut gewogen. Aus der Gewichts Differenz konnte nun mit anhand der Annahme $\rho_{\text{H}_2\text{O}}=1 \text{ g/cm}^3$ die Dichte des Holzes anhand folgender Formeln errechnet werden.

Formel	Bezeichnung
$V_w = \rho_w * m_w$	V_w – Volumen verdrängtes Wasser ρ_w – Dichte verdrängtes Wasser m_w – Masse verdrängtes Wasser
$\rho_E = \frac{m_E}{V_w}$	ρ_E – Dichte Erle m_E – Masse Erle V_w – Volumen Wasser

2.6. Extraktion Boden/Biomasse

2.6.1. Probenvorbereitung: sequentielle Extraktion Boden

Die Extraktion der Bodenproben erfolgte nach einem abgewandelten Protokoll für die sequentielle Extraktion nach Zeien und Brümmer (1989). Es wurden die Fraktionen F I (mobile Fraktion) sowie F II (leicht nachlieferbare Fraktion) extrahiert. Dazu wurden von den einzelnen Proben 2,0000 g +/- 0,0050 g des getrockneten, gesiebten Bodens in 50 ml Zentrifugenröhrchen (Cellstar® Tubes, Fa. Greiner bio-one, Frickenhausen) eingewogen. Auf die Proben wurden mittels einer Dispensette (Fa. BRAND, Wertheim) je 50 ml 1 M NH_4NO_3 (Fa. Carl Roth, Karlsruhe) gegeben. Die Proben wurden anschließend für 24 h im Überkopfschüttler (Rotoshake RS12, Fa. Gerhardt, Königswinter) bei 15 rpm geschüttelt. Nach 24 h wurden die Proben bei 2500 rpm für 15 min zentrifugiert (Multifuge 3L, Fa. Heraeus, Hanau). Pro Probe wurden eine 20 ml Einwegspritze (Injekt® 20 ml, Fa. B. Braun SE, Melsungen) sowie ein 45 μm Spritzenfilter (Sartorius 11106-47; 0,45 μm , Fa. Sartorius, Göttingen) mit ca. 20 ml des Probenüberstandes gespült. Mit Hilfe des gespülten Spritzenfilters wurden 15 ml des Überstandes in ein 15 ml Zentrifugenröhrchen (Cellstar® Tubes, Fa. Greiner bio-one, Frickenhausen) überführt. Der Rest des Überstandes wurde verworfen. Anschließend wurde der filtrierte Überstand mit 100 μl 65% HNO_3 (Fa. Merck, Darmstadt) (sub-boiled) angesäuert.

Das verbliebene Sediment wurde mit 50 ml 1 M $\text{CH}_3\text{COONH}_4$ (Fa. Merck, Darmstadt) versetzt und wiederum für 24 h im Überkopfschüttler bei 15 rpm geschüttelt. Nach 24 h wurden die Proben erneut für 15 min zentrifugiert und der Überstand dekantiert. Auf das Sediment wurden 25 ml 1 M NH_4NO_3 gegeben.

Die Proben wurden nun für 10 min bei 15 rpm geschüttelt, anschließend erneut bei 2500 rpm für 15 min zentrifugiert und der Überstand dekantiert. Die Überstände beider Schritte wurden vereinigt. Mit diesem vereinigten und homogenisierten Überstand wurden erneut Spritze und Spritzenfilter gespült. Anschließend wurden mittels Spritzenfilter 15 ml des Überstandes in ein 15 ml Zentrifugenröhrchen überführt und mit 150 μl 65% HNO_3 (sub-boiled) angesäuert.

Bis zur Messung mittels ICP-MS/ICP-OES wurden die Proben bei 4°C aufbewahrt.

Durchgeführt wurden die ICP-MS Messungen mittels eines Quadrupol-ICP-MS-Spektrometers XSeries II (Fa. Thermo Scientific, Bremen). Für die Messung der Extrakte der Fraktionen I und II wurde eine Verdünnung der Proben von 1/50 – 1/60 verwendet.

Für die ICP-OES Messungen wurde das ICP-OES Spektrometer 725ES (Fa. Agilent, Waldbronn) mit CCD-Flächendetektor verwendet. Die Messung der Proben mittels ICP-OES wurde mit einer Probenverdünnung von 1/10 durchgeführt.

In beiden Fällen erfolgte die Zuführung der Proben mittels eines Autosamplers ((ASX 520) Fa. Teledyne CETAC, Omaha, USA)).

Die Geräteparameter der ICP/MS und ICP/OES wurden für jeden Messtag zur Sicherstellung der maximalen Empfindlichkeit sowie Stabilität der Messung neu optimiert.

2.6.2. Probenvorbereitung: Mikrowellenextraktion Blätter

Für die Durchführung des Mikrowellenaufschlusses wurden von der getrockneten, gemahlene Probe 200 mg eingewogen (Analysenwaage Sartorius BP210S, Fa. Sartorius, Göttingen). Zu den Proben wurde je 5 ml 65% HNO₃ (Fa. Merck, Darmstadt) gegeben. Nach einer Reaktionszeit von 20 min im offenen Reaktionsgefäß (Xpress, Fa. CEM, Kamp-Lintfort) wurden die Proben mit 5 ml 65%iger HNO₃ versetzt und anschließend für den Aufschluss in das „Mars 5 Xpress“ Mikrowellenaufschlusssystem der Firma CEM (Kamp-Lintfort) gegeben. Der Aufschluss erfolgte in folgenden Schritten:

Aufheizen auf 180°C: 15 min

Halten bei 180°C: 15 min

Abkühlen: 30 min

Anschließend wurde der Aufschluss in 25 ml Messkolben gefüllt und mit Reinstwasser („ThermoScientific 2GenPure“ UV-TOC, Fa. ThermoScientific, Bremen) aufgefüllt. Der Extrakt wurde nachfolgend in 50 ml Zentrifugenröhrchen (Cellstar® Tubes, Fa. Greiner bio-one, (Frickenhausen) umgefüllt und bei 3000 rpm für 15 min zentrifugiert. Der Überstand wurde zur Lagerung in säuregespülte Flaschen überführt.

Die ICP-MS Messung der Mikrowellenextrakte erfolgte mittels Quadrupol-ICP-MS-Spektrometer XSeries II (Fa. Thermo Scientific, Bremen). Für die Messung der Extrakte wurde eine Verdünnung der Proben von 1/10 verwendet.

Für die ICP-OES wurde eine Probenverdünnung von 1/4 verwendet, analog zur ICP-OES Messung der Bodenextrakte wurden die Messungen mittels des ICP-OES Spektrometers 725ES der Fa. Agilent, Waldbronn, mit CCD-Flächendetektor durchgeführt.

In beiden Fällen erfolgte die Zuführung der Proben mittels eines Autosamplers ((ASX 520) Fa. Teledyne CETAC, Omaha, USA)).

2.7. Physikochemische Bodenparameter (pH/elektrische Leitfähigkeit)

Die Bestimmung des pH-Wertes der Bodenproben erfolgte nach (DIN 15933:2012). Von der zu messenden Probe wurden 5 ml des getrockneten, gesiebten Bodens in ein 50 ml (Cellstar® Tubes, Fa. Greiner bio-one, Frickenhausen) überführt und mit der fünffachen Menge (25 ml) deionisiertem Wasser aufgeschlämmt. Anschließend wurden die aufgeschlämmten Proben für 60 min +/- 10 min bei 120 rpm geschüttelt. Die Proben wurden anschließend für mind. 1 h stehen gelassen und unmittelbar vor der Messung erneut aufgeschüttelt. Die Messungen wurden mit dem Multi 350i pH-/ISE-/Sauerstoff-/Leitfähigkeits-Messgerät (Fa. WTW, Weilheim) durchgeführt. Für die Messung des pH-Wertes wurde die pH-Elektrode „SenTix® 81“, (Fa. WTW, Weilheim) verwendet. Die Messung der Leitfähigkeit wurde mit der „ConOx“ Sonde (Fa. WTW, Weilheim) durchgeführt.

Der Salzgehalt kann einerseits durch die Messung der Leitfähigkeit in einem gesättigten Bodenextrakt (EC_e) oder einer aufgeschlämmt Bodenlösung ($EC_{1:5}$) erfolgen. In der vorliegenden Arbeit wurde die Messung der Leitfähigkeit in der aufgeschlämmt Bodenlösung $EC_{1:5}$ gemessen.

Um die Vergleichbarkeit mit einem gesättigten Bodenextrakt zu gewährleisten, wurden die $EC_{1:5}$ Werte nach der Formel $EC_e = 7,9432EC_{1:5} + 0,2792$ (Khorsandi und Yazdi 2007) umgerechnet. Die Messung des Salzgehaltes wurde unmittelbar vor der pH-Wert Messung der Proben durchgeführt.

2.8. Statistik

Die statistischen Auswertungen dieser Arbeit wurden mit dem Programm „R“ (R Core Team 2021) durchgeführt.

Die Metallkonzentration des Bodens und der Blätter, sowie pH und elektrischen Leitfähigkeitsdaten wurden einer Box-Cox-Transformation (Box und Cox 1964) unterzogen. Mit den Daten wurde eine zweifache Varianzanalyse (Two-Way ANOVA) durchgeführt. Anschließend wurde ein Tukey's HSD (honestly significant difference) post-hoc Test (Tukey 1949) durchgeführt. Mit den Boniturdaten wurde analog verfahren. Der Vergleich der Extraktionsleitung der Bäume des Testfeldes Gessenwiese (Abb. 54) wurde mittels eines paarweisen Wilcoxon-Tests (Wilcoxon 1945) erstellt.

Zur Auswertung verwendete Packages:

Tabelle 2: Übersicht über die zur statistischen Auswertung in R verwendeten Packages.

Package	Verweis
ggplot	(Wickham 2016)
FSA	(Ogle et al. 2022)
rcompanion	(Mangiafico 2020)
Hmisc	(Harrell Jr. 2021)
readxl	(Wickham und Bryan 2019)
Svglite	(Wickham et al. 2022)
forecast	(Hyndman et al. 2022)
ggfortify	(Tang et al. 2016)
psych	(Revelle 2022)
gridExtra	(Auguie 2017)

3. Ergebnisse

3.1. Physikalische Bodenwerte

3.1.1. pH-Werte

Da nicht alle Daten für jedes Jahr des Versuchszeitraums zur Verfügung standen, wurden nur solche Jahre betrachtet, für welche die entsprechenden Daten eines Parameters für alle Felder vorlagen, um die Vergleichbarkeit zu gewährleisten.

Testfeld Gessenwiese

Der pH-Wert ist ein wichtiger Faktor der maßgeblichen Einfluss auf die Mobilität von Metallen im Boden hat. Abbildung 8 zeigt die pH-Werte des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 und 2018. Die Sub-Plots ohne Rendzinazugabe wiesen signifikant niedrigere pH-Werte als die Sub-Plots mit 5% bzw. 20% Rendzinagehalt auf. Weiterhin zeigte sich auf den 0% Sub-Plots eine Heterogenität in Form eines vertikal gespiegelten „L“ (siehe Abb. 77, Anhang) Diese Heterogenität zeichnete sich durch niedrigere pH-Werte und daraus resultierend höhere bioverfügbare Gehalte von Aluminium, Cadmium, Kupfer sowie Nickel aus. Des Weiteren konnte eine Abstufung der pH-Werte der 0% Sub-Plots (C > M > MS) beobachtet werden. Die pH-Werte der 5% und 20% Sub-Plots glichen sich im Laufe der Jahre an.

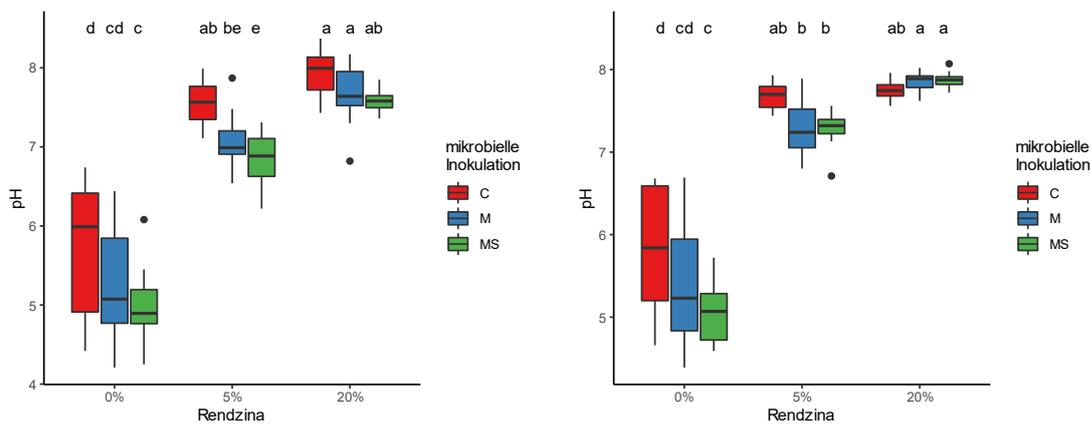


Abb. 8: Box-Whisker-Plot der pH-Werte des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPH

Im Jahr 2016 (Abb. 9) gab es keine signifikanten Unterschiede der pH-Werte auf dem Testfeld EPH. Es zeigte sich eine geringe Streuung (3,45 – 3,79).

Die pH-Werte im Jahr 2018 bewegten sich weiterhin in einem schmalen Bereich (3,32 – 3,9). Jedoch wiesen die Sub-Plots SM S sowie FR M niedrigere Werte auf als im Jahr 2016. Weiterhin stiegen die pH-Werte der Sub-Plots FR MS, SM M, SM MS, FR C sowie FR S leicht an. Der pH-Wert des Sub-Plots FR M war nicht signifikant verschieden von den Sub-Plots SM C sowie SM S, aber signifikant geringer als die restlichen Sub-Plots. Der Sub-Plot SM MS war signifikant verschieden zu den Sub-Plots SM C, SM S, FR M.

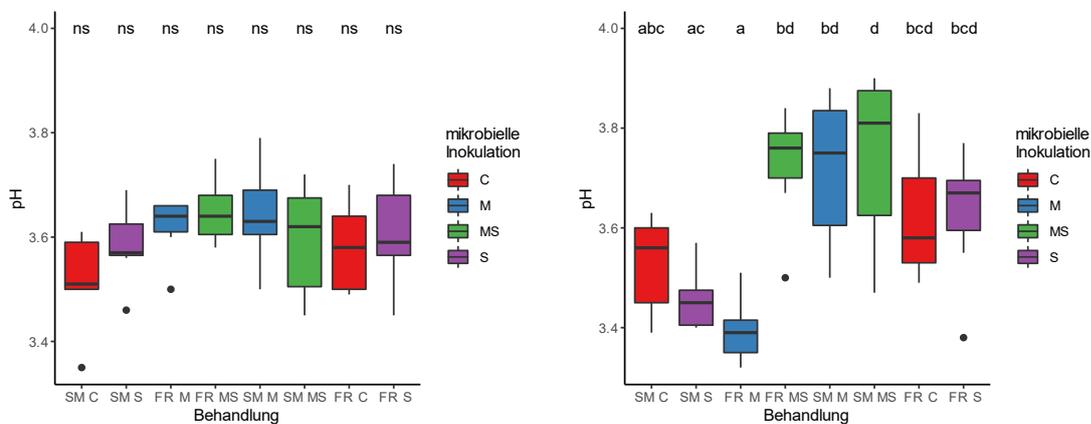


Abb. 9: Box-Whisker-Plot der pH-Werte des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPP

Auf dem Testfeld EPP (Abb. 10) zeigten sich keine signifikant verschiedenen pH-Werte. Jedoch waren die Werte innerhalb der Testfelder in beiden betrachteten Jahren Schwankungen unterworfen. Im Jahr 2016 zeigten die Sub-Plots SM MS sowie FR C größere Streuungen als der Rest des Testfeldes. Im Jahr 2018 zeigten die Sub-Plots SM S, SM M sowie SM MS große Streuungen.

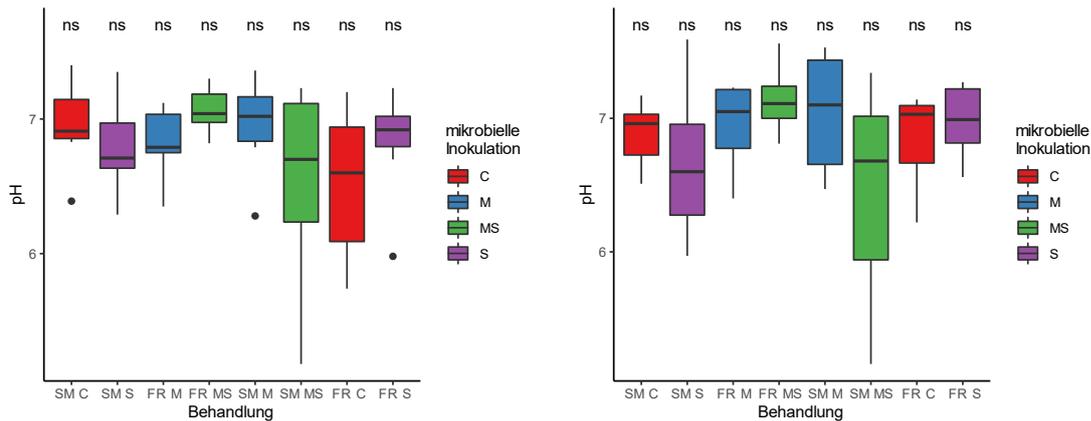


Abb. 10: Box-Whisker-Plot der pH-Werte des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Mit den Daten der jeweiligen Jahre wurde eine zweifache Varianzanalyse durchgeführt. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

3.1.2. Elektrische Leitfähigkeit

Testfeld Gessenwiese

Die elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 und 2018 sind in Abb. 11 dargestellt. Im Jahr 2016 war die Leitfähigkeit des 5% MS Sub-Plots signifikant erhöht im Vergleich zu den anderen Sub-Plots. Die Leitfähigkeit des 5% M Sub-Plots war signifikant höher als die der Sub-Plots 0% C und 20% C.

Im Jahr 2018 waren die elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes Gessenwiese insgesamt niedriger als im Jahr 2016. Die Leitfähigkeiten der 0% Sub-Plots waren signifikant geringer als auf den 5% und 20% Sub-Plots. Der Sub-Plot 20% M wies signifikant höhere Leitfähigkeiten auf als der Rest des Testfeldes Gessenwiese. Es zeigte sich mit steigendem Rendzinegehalt des Bodens ein Anstieg der Leitfähigkeit. Der Sub-Plot 5% MS wies dabei die höchsten Werte in einem Bereich von 1,5 dS/m (keine Versalzung) - 5,8 dS/m (moderate Versalzung) auf.

In den folgenden Jahren sanken die gemessenen Leitfähigkeiten auf diesem Testfeld auf Werte von 0,3 dS/m (keine Versalzung) bis 2,1 dS/m (leichte Versalzung) ab, wobei die 5% und 20% Sub-Plots höhere Werte aufwiesen als die 0% Sub-Plots.

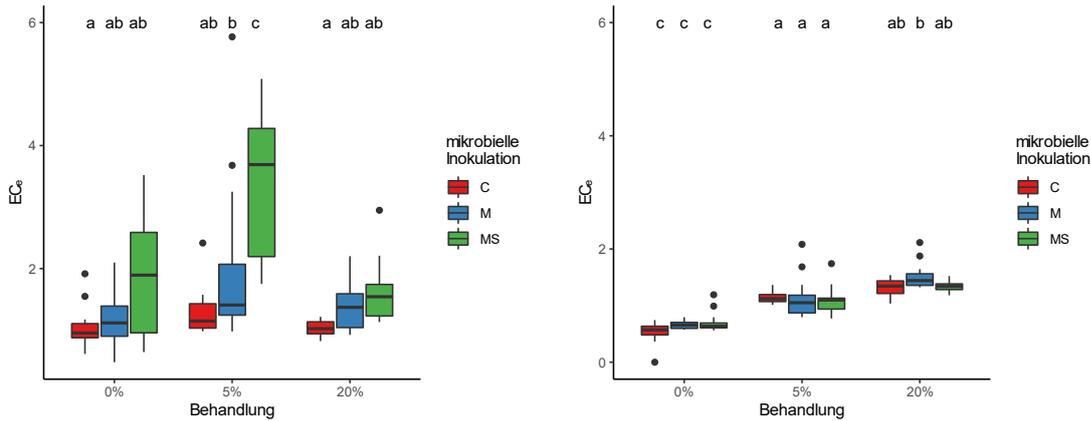


Abb. 11: Box-Whisker-Plot der elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes Gessenwiese, umgerechnet auf EC_e , der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPH

Die Messung der Leitfähigkeiten des Testfeldes EPH (Abb. 12) zeigte keine signifikanten Unterschiede zwischen den verschiedenen Behandlungen. Die geringste Spannweite der Leitfähigkeiten zeigte sich auf dem Sub-Plot SM M. Aufgrund der niedrigen Leitfähigkeiten des Testfeldes EPH, welche sich im Bereich von ($EC_e = 0-2$ dS/m) bewegten, lag keine Versalzung des Bodens vor.

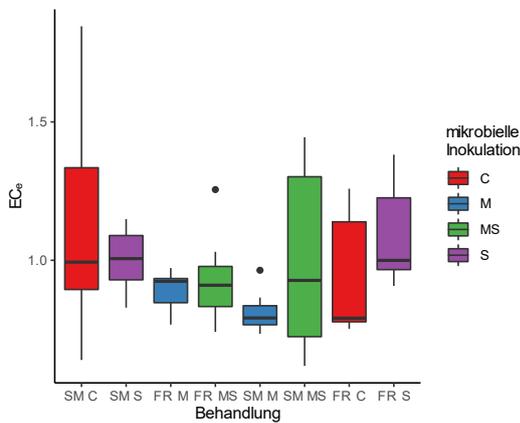


Abb. 12: Box-Whisker-Plot der elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes EPH, umgerechnet auf EC_e , des Jahres 2018. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPP

Die Untersuchung der Leitfähigkeiten des Testfeldes EPH (Abb. 13) zeigte signifikant erhöhte Werte für den Sub-Plot SM C gegenüber dem Sub-Plot SM S.

Der Rest des Testfeldes zeigte ähnliche Werte zueinander. Auch dieses Testfeld wies aufgrund seiner geringen Leitfähigkeiten ($EC_e = 0-2 \text{ dS/m}$) keine Versalzung auf.

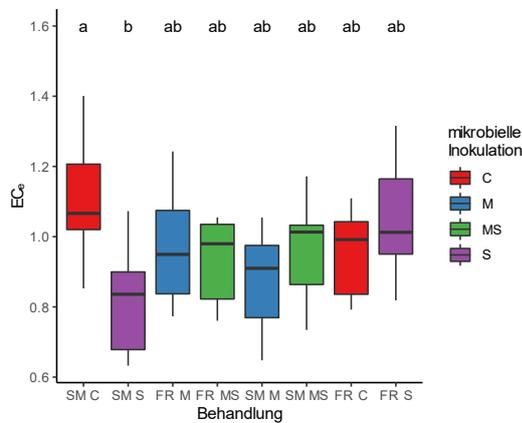


Abb. 13: Box-Whisker-Plot der elektrischen Leitfähigkeiten des Testfeldes EPP, umgerechnet auf EC_e , des Jahres 2018. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

3.2. Bonitur Testfeld Gessenwiese

Zur Überwachung des Baumwachstums (gepflanzt 2016) sowie zur Abschätzung der Biomassen, wurden jeweils zu Beginn (März) und zum Ende der Vegetationsperiode (September) die Durchmesser der Bäume sowie deren Höhen gemessen. Aufgrund dieser Daten und anhand tabellierter Holzdichten wurden die theoretischen Biomassen errechnet. Im Dezember 2019 wurden die Bäume auf dem Testfeld Gessenwiese gerntet. Somit konnte die tatsächliche Biomasse der Bäume der Gessenwiese ermittelt werden (Tab. 3-5).

Tabelle 3: Trockenbiomassen der Birken des Testfeldes Gessenwiese (Dezember 2019) in [kg]

Sub-Plot	m [kg]	Sub-Plot	m [kg]	Sub-Plot	m [kg]
0% C	7,7	5% C	3,8	20% C	4,7
0% M	11,3	5% M	4,8	20% M	1,9
0% MS	12,0	5% MS	4,3	20% MS	5,7

Tabelle 4: Trockenbiomassen der Erlen des Testfeldes Gessenwiese (Dezember 2019) in [kg]

Sub-Plot	m [kg]	Sub-Plot	m [kg]	Sub-Plot	m [kg]
0% C	46,7	5% C	89,8	20% C	53,8
0% M	34,7	5% M	59,6	20% M	45,9
0% MS	25,3	5% MS	39,7	20% MS	24,5

Tabelle 5: Trockenbiomassen der Weiden des Testfeldes Gessenwiese (Dezember 2019) in [kg]

Sub-Plot	m [kg]	Sub-Plot	m [kg]	Sub-Plot	m [kg]
0% C	2,6	5% C	3,0	20% C	3,2
0% M	8,0	5% M	7,8	20% M	2,1
0% MS	1,6	5% MS	3,7	20% MS	3,4

Biomasse Birke

Der Vergleich der Trockenbiomassen der Birken (Abb. 14, Tab. 2) zeigte, dass die Birken des 0% MS Sub-Plots signifikant verschieden zum Rest des Testfeldes waren. Die Birken waren sowohl dicker als auch größer als die Bäume der 5% und 20% Sub-Plots. Darüber hinaus zeigten die Birken der 0% Sub-Plots eine größere Streuung.

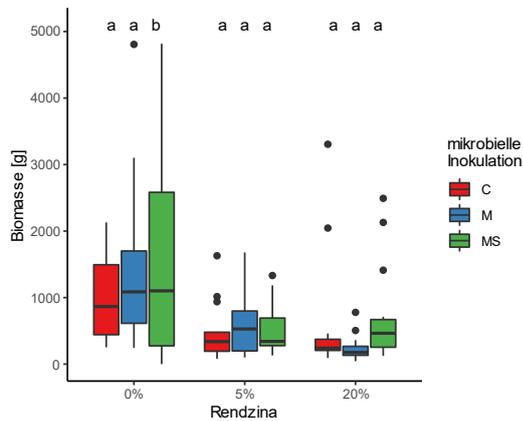


Abb. 14: Box-Whisker-Plot der Trockenbiomasse der Birken zum Zeitpunkt der Ernte im Dezember 2019 des Testfeldes Gessenwiese. Mit den Daten wurde eine zweifache Varianzanalyse durchgeführt. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander, sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Biomasse Erle

Im Zeitraum 2016-2019 produzierten die Erlen die höchste Biomasse aller gepflanzten Bäume (Abb.15, Tab. 3).

Die Erlen des 5% C Sub-Plots bildeten signifikant mehr Biomasse als die Erlen der Sub-Plots 0% C, 0% MS, 20% C sowie 20% MS. Des Weiteren zeigte sich eine Abstufung der Biomassen innerhalb der Rendzinabehandlungen ($C > M > MS$).

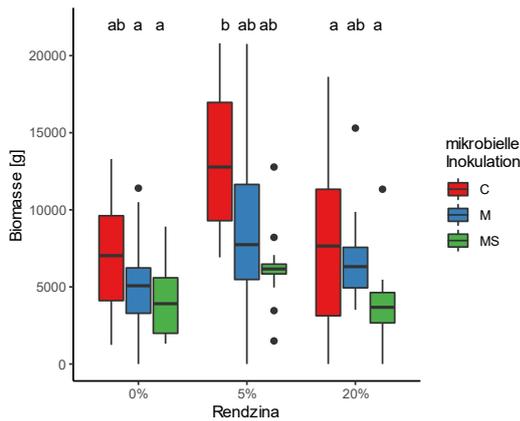


Abb. 15: Box-Whisker-Plot der Trockenbiomasse der Erlen zum Zeitpunkt der Ernte im Dezember 2019 des Testfeldes Gessenwiese. Mit den Daten wurde eine zweifache Varianzanalyse durchgeführt. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander, sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Biomasse Weide

Von allen untersuchten Bäumen bildeten die Weiden die geringsten Biomassen (Abb. 16, Tab. 4). Auf den 0% MS sowie 5% MS Sub-Plots zeigten sie den besten Wuchs, jedoch zeigten sich keine signifikanten Unterschiede der Weiden untereinander.

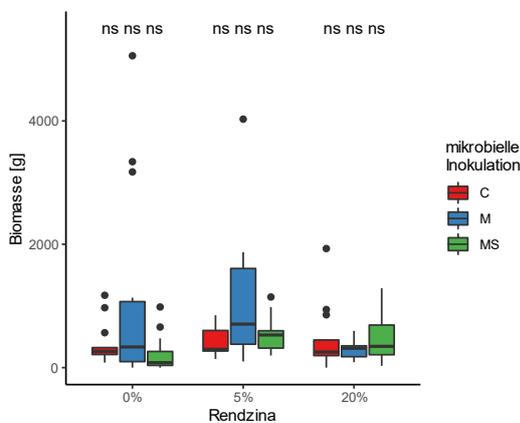


Abb. 16: Box-Whisker-Plot der Trockenbiomasse der Weiden zum Zeitpunkt der Ernte im Dezember 2019 des Testfeldes Gessenwiese. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander, sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Dichtebestimmung Erle

Die Messung der Dichten der Erlen (Abb. 17) ergab keine signifikanten Unterschiede. Die ermittelten Dichten bewegten sich zum größten Teil in einem Bereich um $0,50 \text{ g/cm}^3$, einzelne Werte lagen jedoch auch darüber oder darunter.

Auf Basis dieser Dichten, in Verbindung mit den Boniturergebnissen des Jahres 2019, konnte eine theoretische Biomasse der Erlen auf dem Testfeld Gessenwiese ermittelt werden. Diese wurde anschließend mit der tatsächlichen gewogenen Biomasse der Bäume nach der Ernte 2019 verglichen.

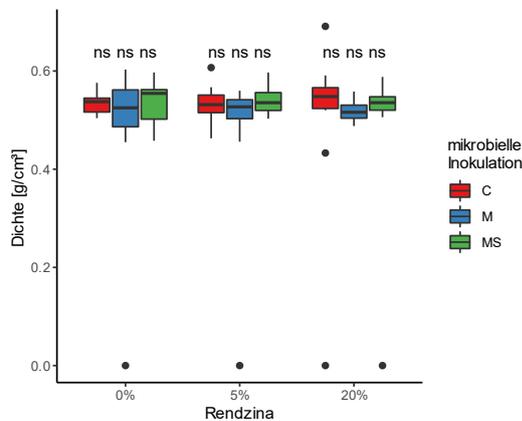


Abb. 17: Box-Whisker-Plot Dichte der Erlen zum Zeitpunkt der Ernte Ende 2019, des Testfeldes Gessenwiese. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Der Vergleich von theoretischer zu tatsächlicher Biomasse (Tab. 6) für die unterschiedlichen Rendzinabehandlungen ergab Abweichungen von 13,45% für die 0% Sub-Plots, 20% auf den 5% Sub-Plots und 19,13% auf den 20% Sub-Plots. Weiterhin zeigte sich das die tatsächliche Biomasse der Erlen mit einer Ausnahme (M R2) stets geringer ausfiel als die theoretische.

Tabelle 6: Vergleich der theoretisch ermittelten Biomassen mit den tatsächlichen Biomassen der Erlen des Testfeldes Gessenwiese. Die Anordnung entspricht der Anordnung auf dem Feld (C – Kontrolle, M – Mykorrhiza, MS – Mykorrhiza + *St. mirabilis*, R1 – Reihe 1, R2 – Reihe 2). Farblich hinterlegt sind die Rendzinegehalte (blau – 0%, orange – 5%, grün – 20%)

Plot	m _{theo} [kg]	m _{tats} [kg]	Abw. %	m _{theo} [kg]	m _{tats} [kg]	Abw. %	m _{theo} [kg]	m _{tats} [kg]	Abw. %
C R2	28,1	25,4	9,5	43	34,7	19,3	36,3	28,9	20,3
C R1	27,5	18,3	33,6	60,5	47,2	21,9	30,1	20,9	30,4
M R2	17,1	17,5	-2,4	41,5	32,7	21,1	28,5	20,7	27,3
M R1	19,5	16,3	16,3	36,4	25,5	30,1	30,7	23,9	22,3
MS R2	17,3	17	1,6	29,1	24,7	15,1	14,6	14,1	3,4
MS R1	10,5	8,2	22,1	18,9	16,5	12,5	12,2	10,8	11,1
Mittelwert			13,45			20			19,13

Testfeld EPH

Die Bäume der Testfelder Kanigsberg wurden, wie auch die Bäume des Testfeldes Gessenwiese, im März des Jahres 2016 gepflanzt.

Die Bäume des Kanigsberges wurden ab dem Zeitpunkt der Pflanzung jeweils am Anfang (März) sowie zum Ende der Vegetationsperiode (September) vermessen (Durchmesser, Höhe).

Volumenzuwachs Birke

In den Jahren 2016-2019 gab es keine signifikanten Unterschiede in den Zuwächsen der Birken (Abb. 18) auf dem Testfeld EPH.

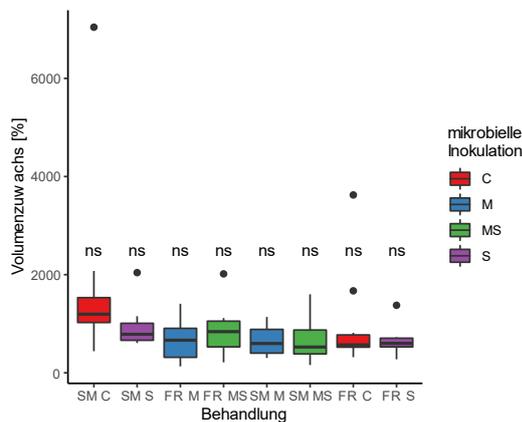


Abb. 18: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Birke in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Birke (indigen)

Auf dem Testfeld EPH gab es in den Jahren 2016-2019 (Abb. 19) keine signifikanten Unterschiede in den Zuwächsen der indigenen Birken. Die Birken des Testfeldes EPH zeigten leicht erhöhte Zuwächse im Vergleich zu den gekauften Birken.

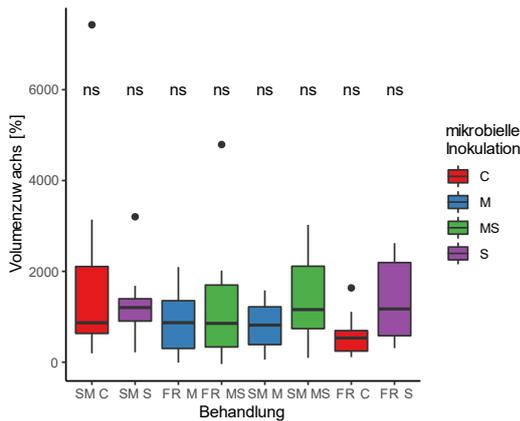


Abb. 19: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Birke (indigen) in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Erle

Es gab in den Jahren 2016-2019 keine signifikanten Unterschiede in den Zuwächsen der Erlen (Abb. 20) auf dem Testfeld EPH.

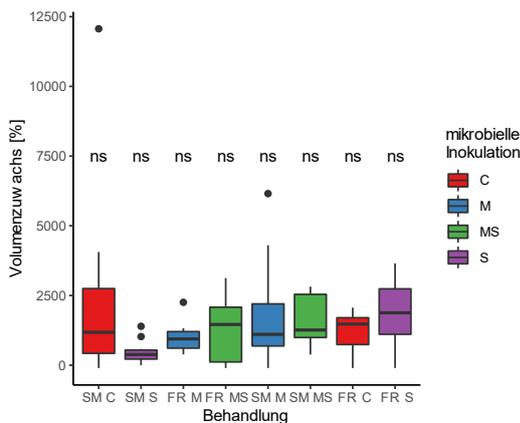


Abb. 20: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Erle in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Weide

Alle auf dem Testfeld EPH gepflanzten Weiden sind eingegangen, davon ein Großteil bereits im ersten Jahr. Ursache dafür war Windeinwirkung, wodurch die Wurzeln der Weidensetzlinge abgeschert wurden. Die verbliebenen Weiden gingen im Laufe des nächsten Jahres ein.

Volumenzuwachs Eberesche

Der Volumenzuwachs der Ebereschen (Abb. 21) der Sub-Plots SM C, SM M und FR C war signifikant geringer als auf den Sub-Plots SM S sowie SM MS. Der größte Zuwachs wurde auf dem Sub-Plot SM S gemessen, ebenso wie die größte Streuung der Zuwächse für diesen Baum.

Für die Ebereschen der Testfelder EPP und EPP wurde ein ähnliches Muster in Bezug auf den Volumenzuwachs beobachtet, während die Unterschiede innerhalb der Testfelder stärker auf dem Testfeld EPH ausgeprägt waren. Auf beiden Feldern war der Volumenzuwachs des Sub-Plots SM S signifikant gegenüber dem Sub-Plot FR C erhöht.

Zusätzlich wurde ein größerer Zuwachs auf dem Sub-Plot SM S gegenüber dem Sub-Plot SM C gemessen, dies war auf dem Testfeld EPH signifikant. Der Zuwachs des Sub-Plots SM MS war höher als auf dem Sub-Plot FR C. Dieser Unterschied wiederum war auf dem Testfeld EPH signifikant. Auf beiden Testfelder waren weiterhin die Zuwächse des Sub-Plots FR S größer als auf dem Sub-Plot FR C.

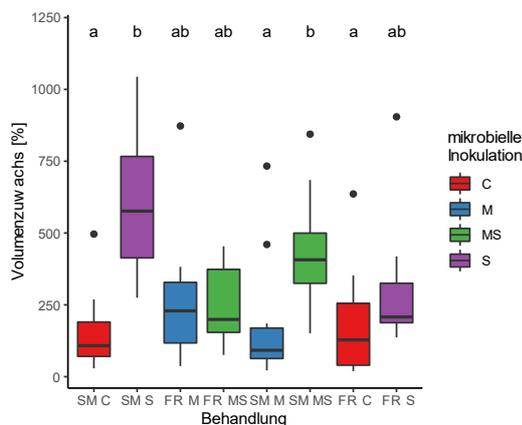


Abb. 21: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Eberesche in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Kiefer

Es gab in den Jahren 2016-2019 (Abb. 22) keine signifikanten Unterschiede in den Zuwächsen der Kiefern auf dem Testfeld EPH. Ebenso wie bei der Eberesche zeigten auch die Kiefern auf dem Sub-Plot SM S die größten Zuwächse.

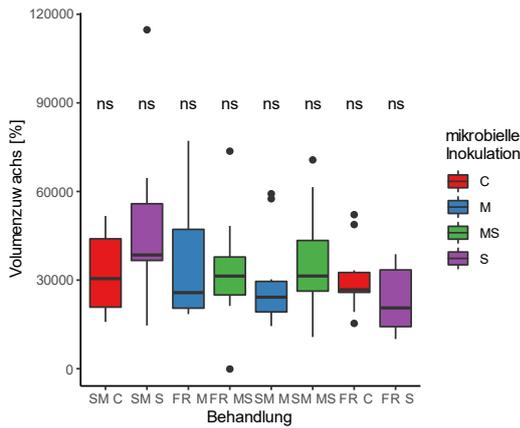


Abb. 22: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Kiefer in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPH. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPP

Beim direkten Vergleich der Biomassezuwächse der Testfelder EPP und EPH wurden für alle Bäume geringere Zuwächse auf dem Testfeld EPP beobachtet.

Volumenzuwachs Birke

Es gab in den Jahren 2016-2019 (Abb. 23) signifikante Unterschiede der Zuwächse der Birken auf den Sub-Plots FR M und FR S.

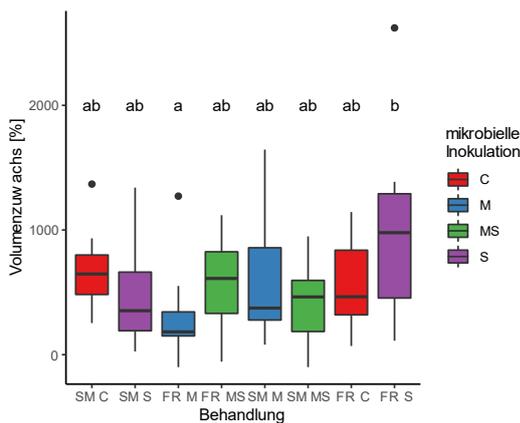


Abb. 23: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Birke in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Birke (indigen)

Die Volumenzuwächse der indigenen Birken der Jahre 2016-2019 (Abb. 24) auf den Sub-Plots SM C sowie FR M waren signifikant geringer als auf dem Sub-Plot SM M. Im direkten Vergleich mit den gekauften Birken zeigte sich ein geringerer Biomassezuwachs der indigenen Birken.

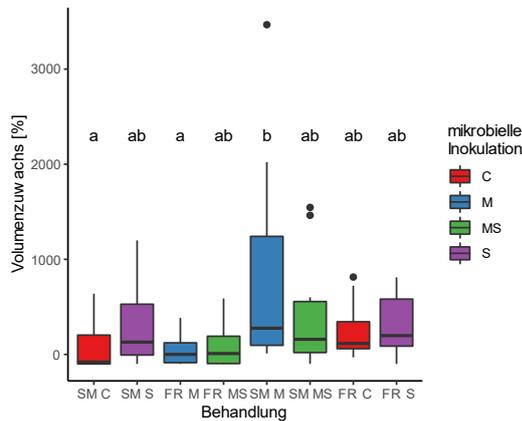


Abb. 24: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der indigenen Birke in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Erle

Die Volumenzuwächse der Erlen (Abb.25) auf den Sub-Plots FR MS sowie FR S waren signifikant geringer als die Zuwächse der Erlen des Sub-Plots SM S.

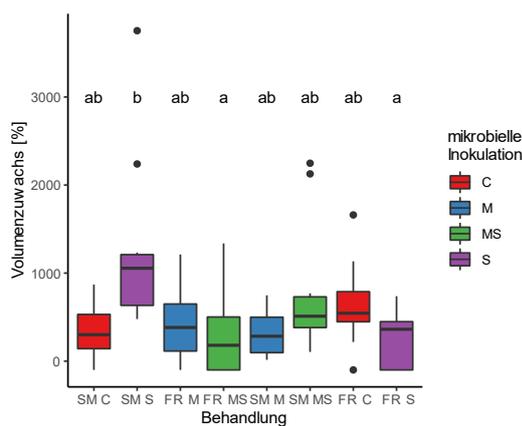


Abb. 25: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Erle in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Weide

Die Weiden des Sub-Plots SM MS (Abb. 26) zeigten im Gegensatz zu den restlichen Sub-Plots ein positives Wachstum. Das „negative Wachstum“ der Weiden resultierte daraus, dass die Haupttriebe der Weiden abstarben und neue Triebe in Bodennähe austrieben.

Die Weiden des Testfeldes EPP wurden gegen das Abscheren durch den Wind gesichert, wodurch die meisten Weiden die erste Vegetationsperiode überlebten. Jedoch ging auch hier ein großer Teil der Weiden im Lauf der nächsten Jahre ein.

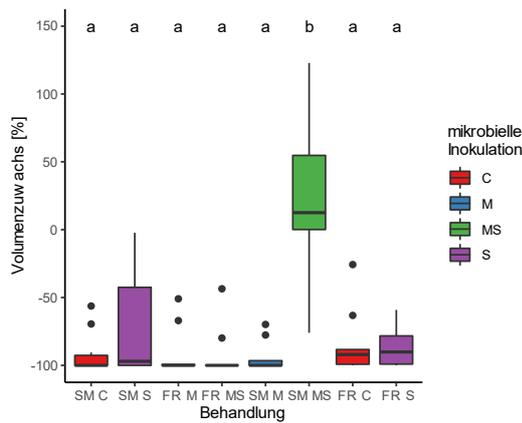


Abb. 26: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Weide in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Eberesche

Die Ebereschen (Abb. 27) zeigten auf dem Sub-Plot SM S signifikant größere Volumenzuwächse gegenüber den Sub-Plots FR MS und FR C.

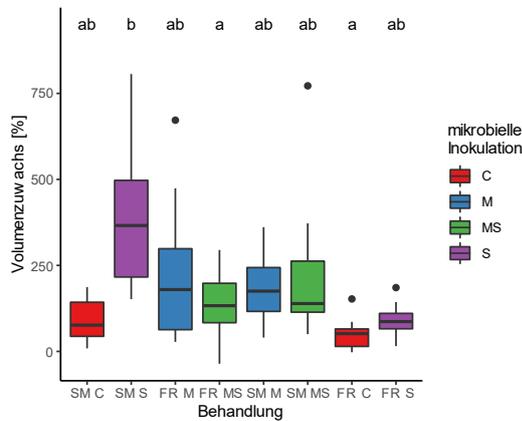


Abb. 27: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Eberesche in den Jahren 2016-2019 des Testfeldes EPP. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Volumenzuwachs Kiefer

Die Kiefer (Abb. 28) zeigte auf dem Sub-Plot SM M einen signifikant höheren Volumenzuwachs als auf den Sub-Plots FR C und FR S.

Weiterhin zeigten sich signifikante Unterschiede der Sub-Plots SM C und FR MS zu den Sub-Plots FR C und FR S.

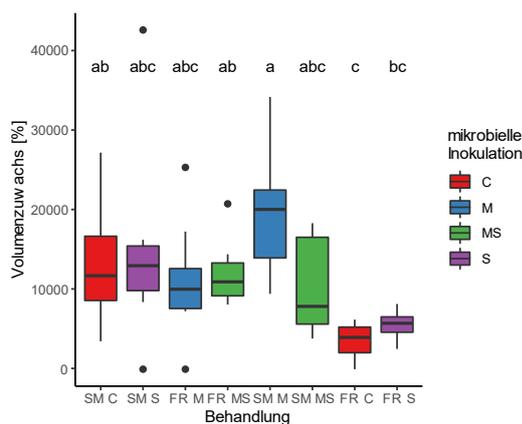


Abb. 28: Box-Whisker-Plot des Volumenzuwachses der Kiefer in den Jahren 2016 - 2019 des Testfeldes EPP. Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

3.3. Extraktion Boden Testfeld Gessenwiese

Aluminiumgehalt

Im Jahr 2016 waren die Aluminiumgehalte der 0%-Rendzina Plots des Testfeldes Gessenwiese (Abb. 29) signifikant höher und variierten stärker als die Gehalte der restlichen Sub-Plots. Die Sub-Plots, welche die niedrigsten pH-Werte aufwiesen, zeigten die höchsten bioverfügbaren Gehalte an Aluminium.

Im Jahr 2017 waren die Aluminiumgehalte der Sub-Plots 0% M sowie 0% MS, im Vergleich zu den restlichen Sub-Plots, mit Ausnahme des Sub-Plots 0% C, signifikant erhöht. Dieser Sub-Plot wiederum wies signifikant höhere Aluminiumgehalte im Vergleich zu den Sub-Plots 5% C, 5% M sowie 20% MS auf.

Über den Versuchszeitraum wurden für die Aluminiumgehalte nur geringe Schwankungen der Sub-Plots beobachtet.

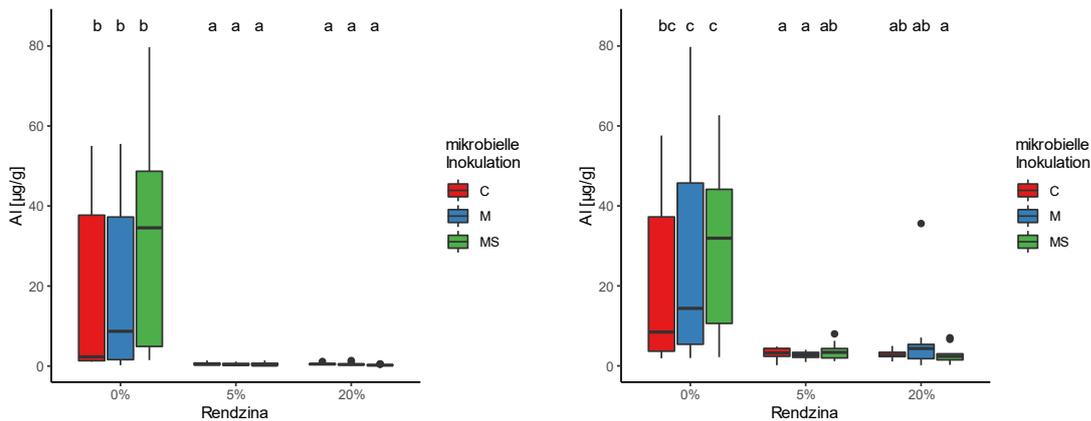


Abb. 29: Box-Whisker-Plot des Al-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion, des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Cadmiumgehalt

Im Jahr 2016 unterschieden sich die Cadmiumgehalte (Abb. 30) der Sub-Plots 0% C und 0% MS sowohl signifikant voneinander als auch von den restlichen Sub-Plots.

Im Jahre 2017 unterschied sich der 0% MS Sub-Plots signifikant von den restlichen Sub-Plots.

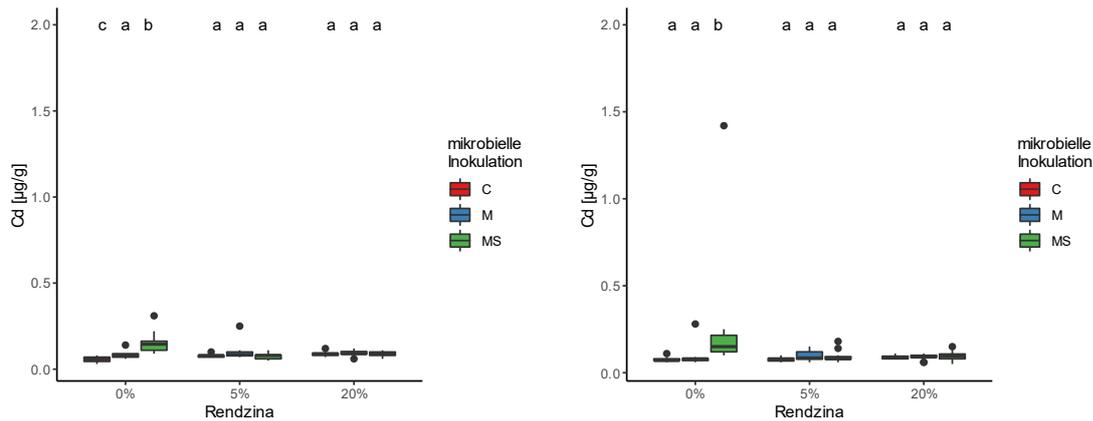


Abb. 30: Box-Whisker-Plot des Cd-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Kupfergehalt

Die Kupfergehalte der 0% Sub-Plots im Jahr 2016 (Abb. 31), unterschieden sich signifikant vom Rest der Sub-Plots, mit Ausnahme der Paarung 0% C/ 5% MS. Weiterhin unterschied sich 20% MS vom allen anderen Sub-Plots.

Im Jahr 2017 waren die Kupfergehalte der 0% Sub-Plots gegenüber den restlichen Sub-Plots erhöht mit Ausnahme der Paarungen 0% C/ 0% M und 5% MS sowie 0% C/ 5% MS und 20% C. Kupfer zeigte ebenfalls die höchsten Gehalte auf den 0% Sub-Plots, welche die geringsten pH-Werte aufwiesen.

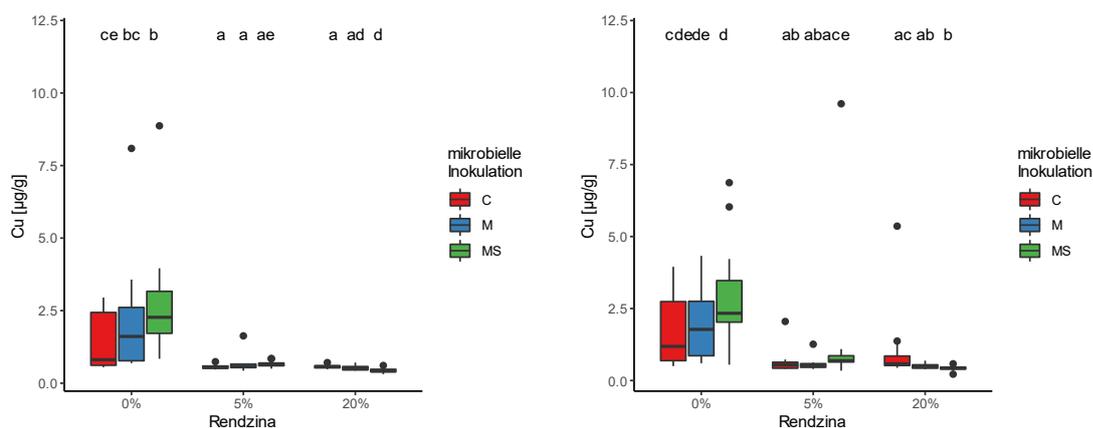


Abb. 31: Box-Whisker-Plot des Cu-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Nickelgehalt

Im Jahr 2016 waren die Nickelgehalte 2016 (Abb. 32) auf den Sub-Plots 0% M sowie 0% MS signifikant verschieden von den restlichen Sub-Plots. Weiterhin war der Nickelgehalt des Sub-Plots 0% C signifikant verschieden zu den Sub-Plots 5% M, 20% C und 20% M.

Im Jahr 2017 waren die Nickelgehalte der Sub-Plots 0% M und 0% MS signifikant verschieden zu den 5% und 20% Sub-Plots. Der Sub-Plot 0% C war nicht signifikant verschieden zu den Sub-Plots 0% M, 5% M und 5% MS. Die höchsten Gehalte wiesen die 0% Sub-Plots auf.

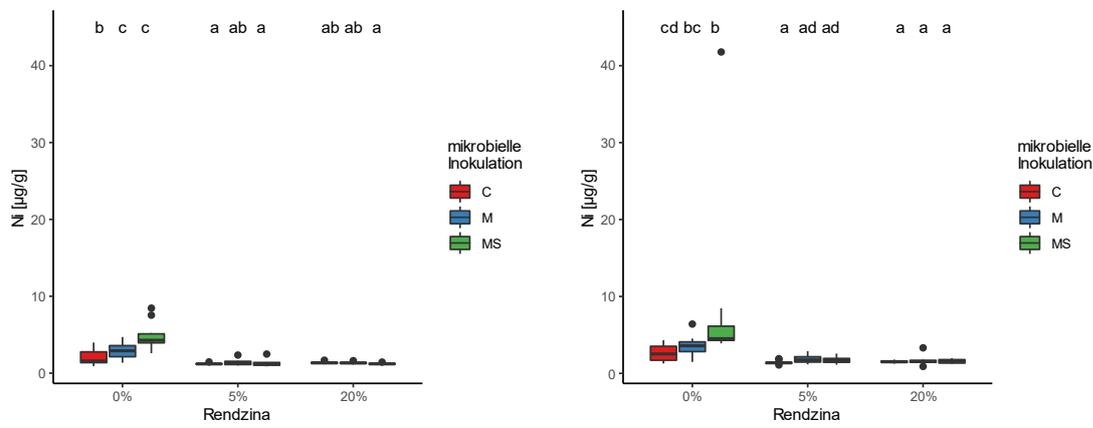


Abb. 32: Box-Whisker-Plot des Ni-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Urangehalt

Im Jahr 2016 (Abb. 33) waren die Urangehalte der Sub-Plots 0% MS und 20% C im Vergleich zu den restlichen Sub-Plots signifikant erhöht. Sub-Plot 0% M war, mit Ausnahme des Sub-Plots 0% C, signifikant verschieden zu allen anderen Sub-Plots. 0% C war signifikant verschieden zu den Sub-Plots 0% M, 0% MS sowie 20% C.

Die Urangehalte der Sub-Plots 0% C sowie 20% M waren 2017 signifikant niedriger als der Urangehalt des Sub-Plots 0% MS. Die Gehalte der Sub-Plots 0% M sowie 20% C waren signifikant verschieden zu den 5% Rendzina Sub-Plots sowie 0% C als auch zu den Sub-Plots 20% M und 20% MS.

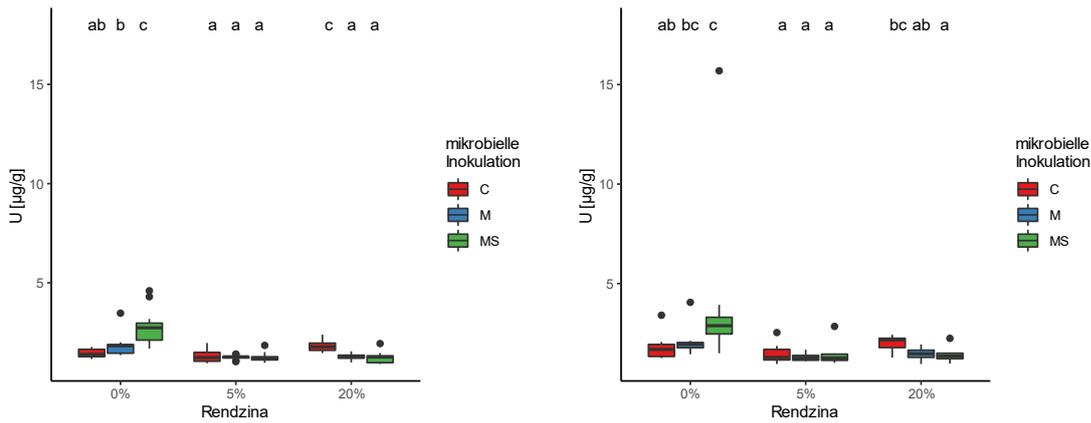


Abb. 33: Box-Whisker-Plot des U-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes Gessenwiese der Jahre 2016 (links) und 2017 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPH

Aluminiumgehalt

Im Jahr 2016 (Abb. 34) zeigten sich keine signifikanten Unterschiede in den Aluminiumgehalten des Bodens. Die höchsten Aluminiumgehalte wurden auf den Sub-Plots SM S sowie SM M gemessen.

2018 wurden ebenfalls keine signifikanten Unterschiede beobachtet. Wiederum wurden die höchsten Werte auf den Sub-Plots SM S sowie SM M gemessen, wobei sich eine größere Streuung der Werte dieser Plots zeigte.

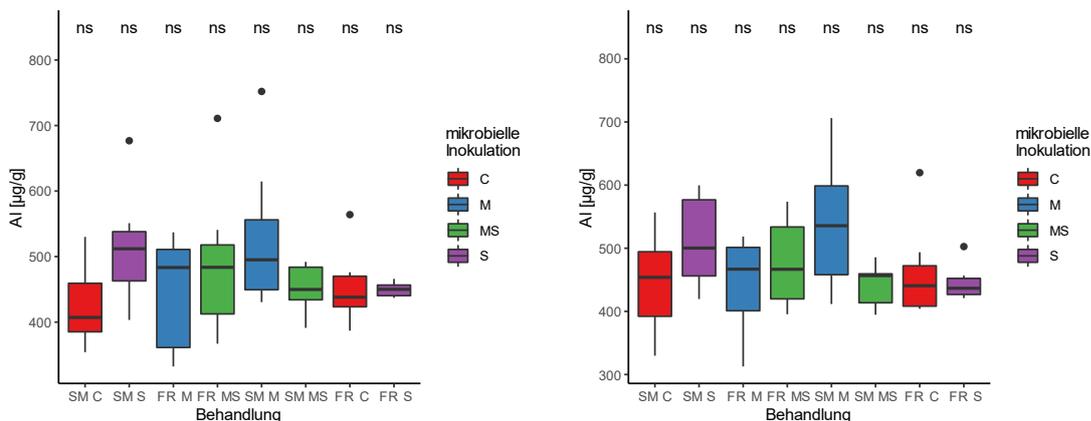


Abb. 34: Box-Whisker-Plot des Al-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanz (p = 0,05) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Cadmiumgehalt

Im Jahr 2016 zeigten sich keine signifikanten Unterschiede in den Cadmiumgehalten (Abb. 35) des Bodens.

Auch im Jahr 2018 konnten keine signifikanten Unterschiede beobachtet werden. Die niedrigen Werte, welche keine Streuung besaßen, erklären sich dadurch, dass diese Werte unterhalb der Nachweisgrenze lagen.

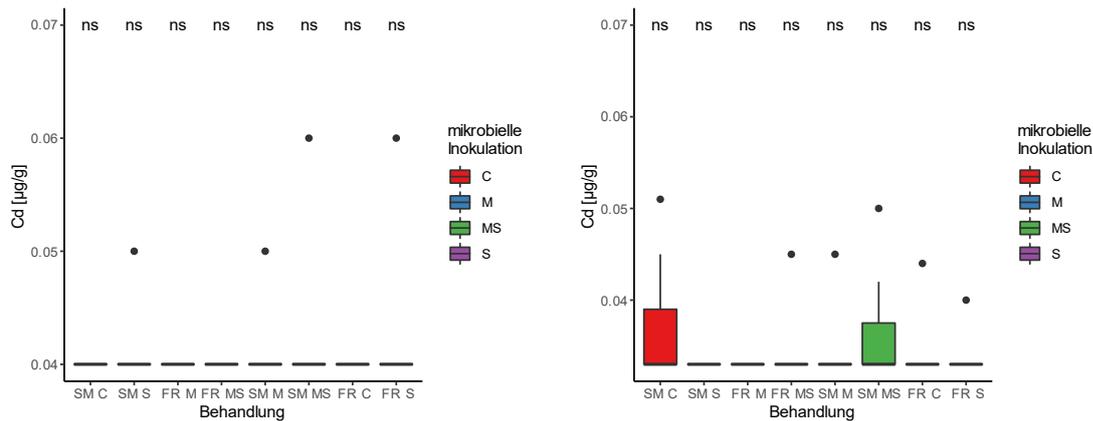


Abb. 35: Box-Whisker-Plot des Cd-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion, des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Kupfergehalt

Die Kupfergehalte des Testfeldes EPH im Jahr 2016 (Abb. 36) unterschieden sich auf den Sub-Plots SM C und FR MS signifikant voneinander, während die höchsten Gehalte auf dem Sub-Plot FR-MS gemessen wurden.

2018 konnten keine signifikanten Unterschiede beobachtet werden. Die höchsten Kupfergehalte wurden auf den Sub-Plots FR MS sowie SM M gemessen. Die Streuung der Werte des Sub-Plots FR MS war geringer als im Jahr 2016, die Streuung des Sub-Plots SM M war hingegen größer als 2016.

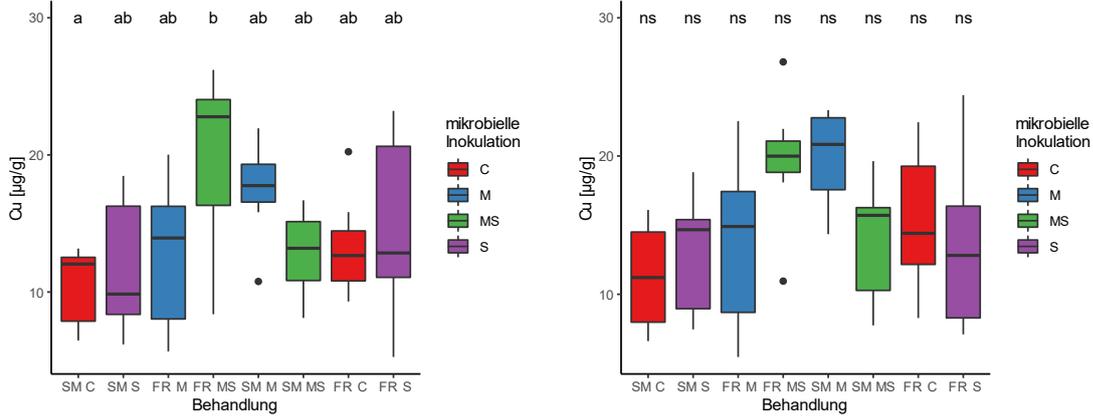


Abb. 36: Box-Whisker-Plot des Cu-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Nickelgehalt

Im Jahr 2016 wurden keine signifikanten Unterschiede der Nickelgehalte (Abb. 37) gemessen.

Der Nickelgehalt des Sub-Plots SM C war 2018 signifikant höher als der Sub-Plot FR C.

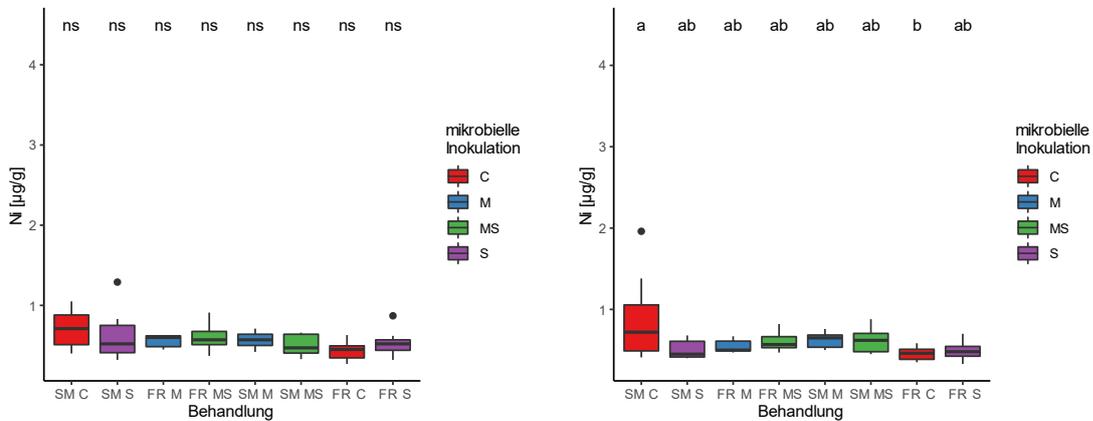


Abb. 37: Box-Whisker-Plot des Ni-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Urangehalt

Für Uran konnten sowohl 2016 als auch 2018 (Abb. 38) keine signifikanten Unterschiede der Metallgehalte festgestellt werden.

Die Urangelhalte zeigten im Jahr 2016 große Streuungen, mit Ausnahme des Sub-Plots SM M. Auch im Jahr 2018 zeigten die Urangelhalte große Streuungen, mit Ausnahme der Sub-Plots FR MS sowie SM M.

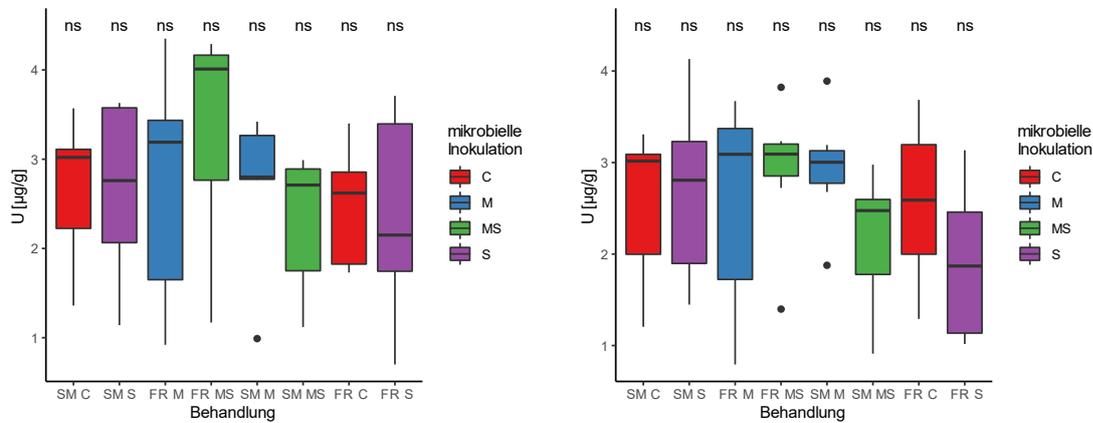


Abb. 38: Box-Whisker-Plot des U-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPH der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Testfeld EPP

Aluminiumgehalt

Der Aluminiumgehalt (Abb. 39) des Sub-Plots SM MS im Jahr 2016 war signifikant erhöht gegenüber allen anderen Sub-Plots mit Ausnahme des Sub-Plots FR C.

Im Jahr 2018 gab es keine signifikanten Unterschiede in den Aluminiumgehalten.

Ein Großteil der Aluminiumgehalte lag unterhalb der Nachweisgrenze der ICP/OES – Messung.

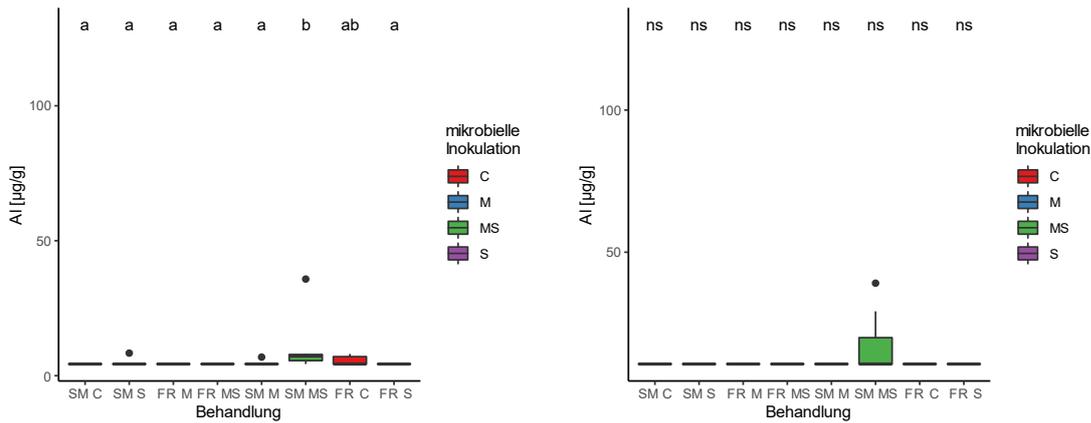


Abb. 39: Box-Whisker-Plot des Al-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Cadmiumgehalt

2016 zeigten sich (Abb. 40) keine signifikanten Unterschiede im Cadmiumgehalt des Bodens.

Im Jahr 2018 war der Cadmiumgehalt des Sub-Plots FR C signifikant gegenüber den restlichen Sub-Plots, mit Ausnahme der Sub-Plots SM S und FR S, erhöht. Des Weiteren waren die Cadmiumgehalte des Testfeldes im Vergleich zu 2016 leicht erhöht, wobei der Sub-Plot FR C die höchsten Werte aufwies.

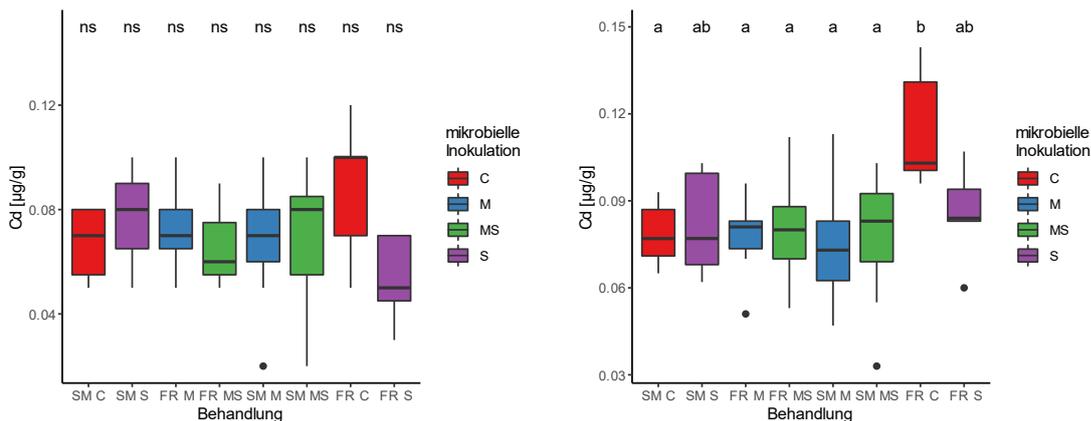


Abb. 40: Box-Whisker-Plot des Cd-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Kupfergehalt

Die Kupfergehalte des Bodens im Jahr 2016 (Abb. 41) zeigten einen signifikanten Unterschied zwischen den Sub-Plots SM C und SM MS.

2018 war der Kupfergehalt des Sub-Plots SM C signifikant verschieden zu den Sub-Plots SM MS, FR C sowie FR S. Weiterhin sind die Gehalte der Sub-Plots FR M und SM M signifikant verschieden zum Sub-Plot SM MS. Die Streuung der Gehalte auf den Sub-Plots ist 2018 geringer als 2016, mit Ausnahme des Sub-Plots SM MS.

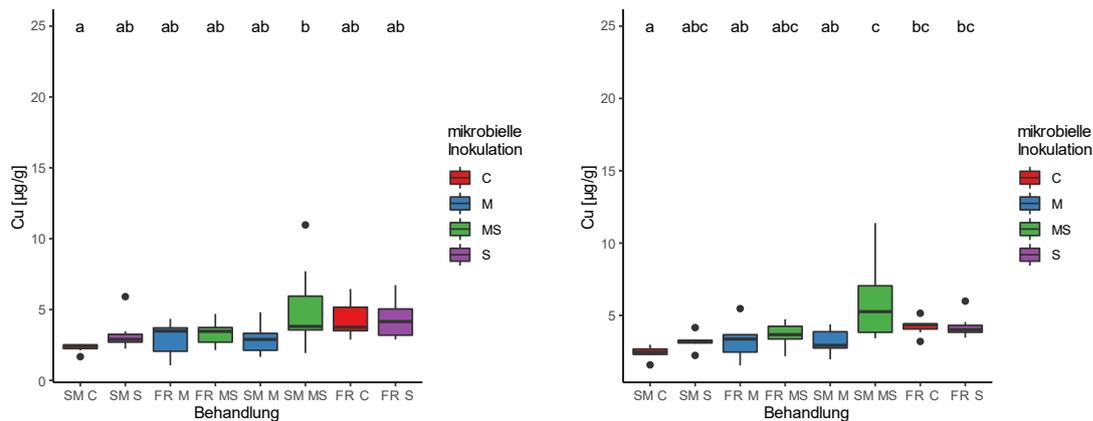


Abb. 41: Box-Whisker-Plot des Cu-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Nickelgehalt

Im Jahr 2016 zeigten sich keine signifikanten Unterschiede des Nickelgehaltes (Abb. 42) auf dem Testfeld EPP.

2018 wurden signifikante Unterschiede zwischen den Sub-Plots SM C und FR C gemessen. Die Nickelgehalte des Jahres 2018 waren im Vergleich zu 2016 stabil, mit Ausnahme des Sub-Plots FR C, welcher erhöht war.

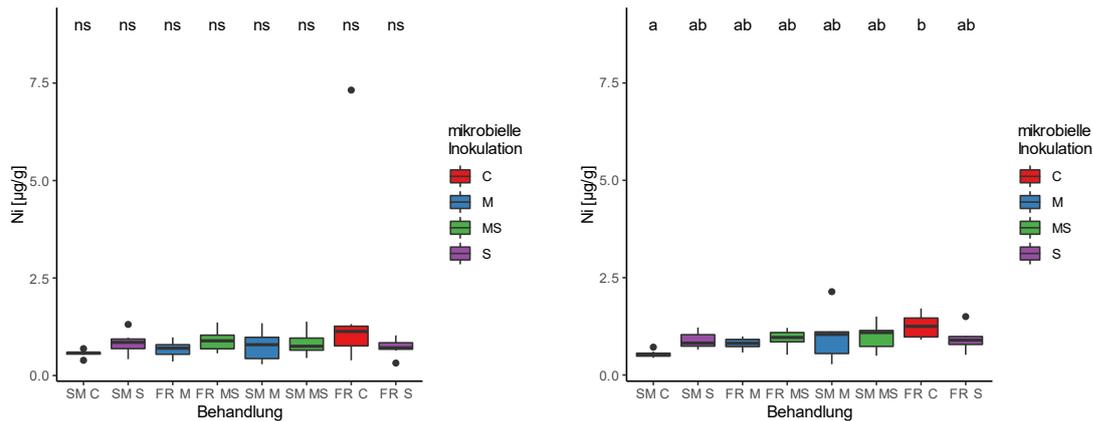


Abb. 42: Box-Whisker-Plot des Ni-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2016 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p = 0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

Urangehalt

Auf dem Testfeld EPP zeigten die Sub-Plots SM C und FR M im Jahr 2016 (Abb. 43) signifikante Unterschiede zum Sub-Plot FR S.

Im Jahr 2018 war der Urangehalt des Sub-Plots SM C signifikant geringer als auf den restlichen Sub-Plots, mit Ausnahme der Sub-Plots FR M sowie FR MS. Die Urangehalte waren im Jahr 2018 geringer als im Jahr 2017. Weiterhin zeigten die Sub-Plots der rechten Testfeldseite im Jahr 2017 größere Streuung.

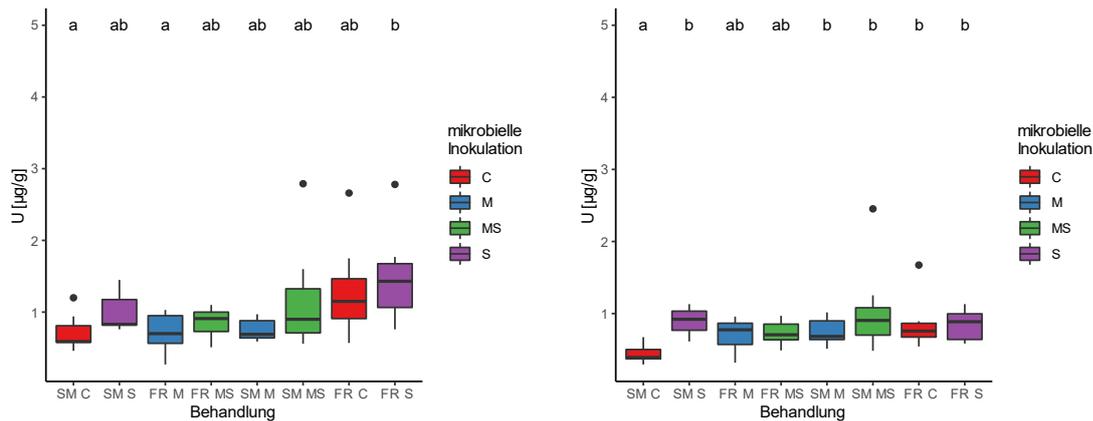


Abb. 43: Box-Whisker-Plot des U-Gehaltes im Boden, abgebildet sind die Fraktionen 1 und 2 der Bodenextraktion des Testfeldes EPP der Jahre 2017 (links) und 2018 (rechts). Die Buchstaben über den Boxen kennzeichnen die Signifikanzen ($p=0,05$) der Sub-Plots zueinander. Als signifikant verschieden zueinander sind nur solche Sub-Plots zu betrachten, bei welchen komplett verschiedene Buchstaben stehen.

3.4. Extraktion Blätter

Testfeld Gessenwiese

Aluminiumgehalt

In den Blättern der Birken wurden die niedrigsten Aluminiumkonzentrationen gemessen (Abb. 44), welche mit steigendem Rendzinaagehalt sanken. In den Weiden wurden die höchsten Konzentrationen gemessen. Die Werte der Erlen lagen zwischen denen der Birken und Weiden, auch hier nahmen die Konzentrationen mit zunehmender RendzinaKonzentration ab.

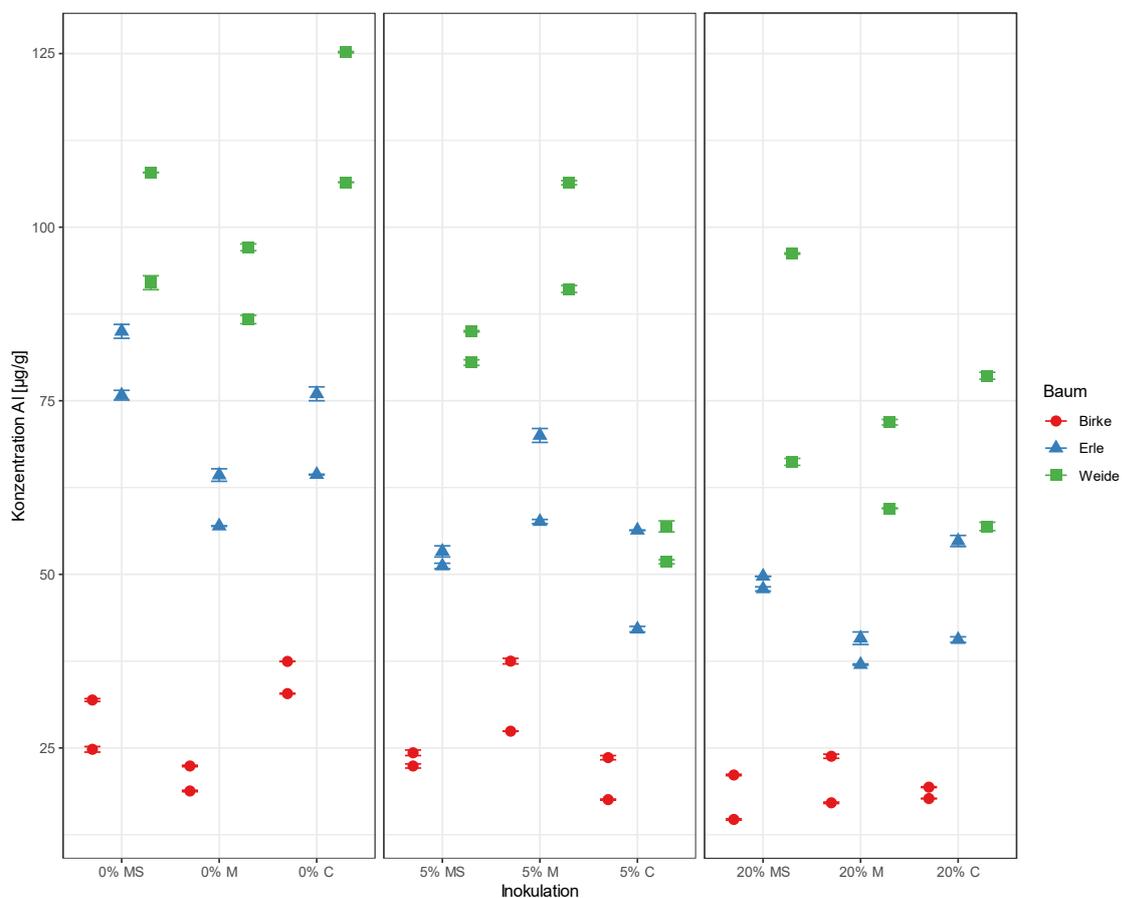


Abb. 44: Konzentration von Al [µg/g] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018. Dargestellt sind die Metallgehalte der jeweiligen Baumreihen.

Cadmiumgehalt

Die gemessenen Cadmiumkonzentrationen der Erlenblätter (Abb. 45) waren die geringsten der untersuchten Bäume. Die höchsten Konzentrationen wurden auf den 0% Sub-Plots gemessen, die niedrigsten auf den 20% Sub-Plots.

In den Blättern der Birken wurden höhere Konzentrationen von Cadmium gemessen als in den Erlen, wobei die höchsten Konzentrationen auf den 0% Sub-Plots gemessen wurden. Die Konzentrationen der 5% sowie 20% Sub-Plots waren niedriger als die der 0% Sub-Plots.

Die höchsten Cadmiumkonzentrationen wurden in den Weidenblättern gemessen, wobei sich die Gehalte der verschiedenen Sub-Plots innerhalb der jeweiligen Rendzingealte deutlich voneinander unterschieden.

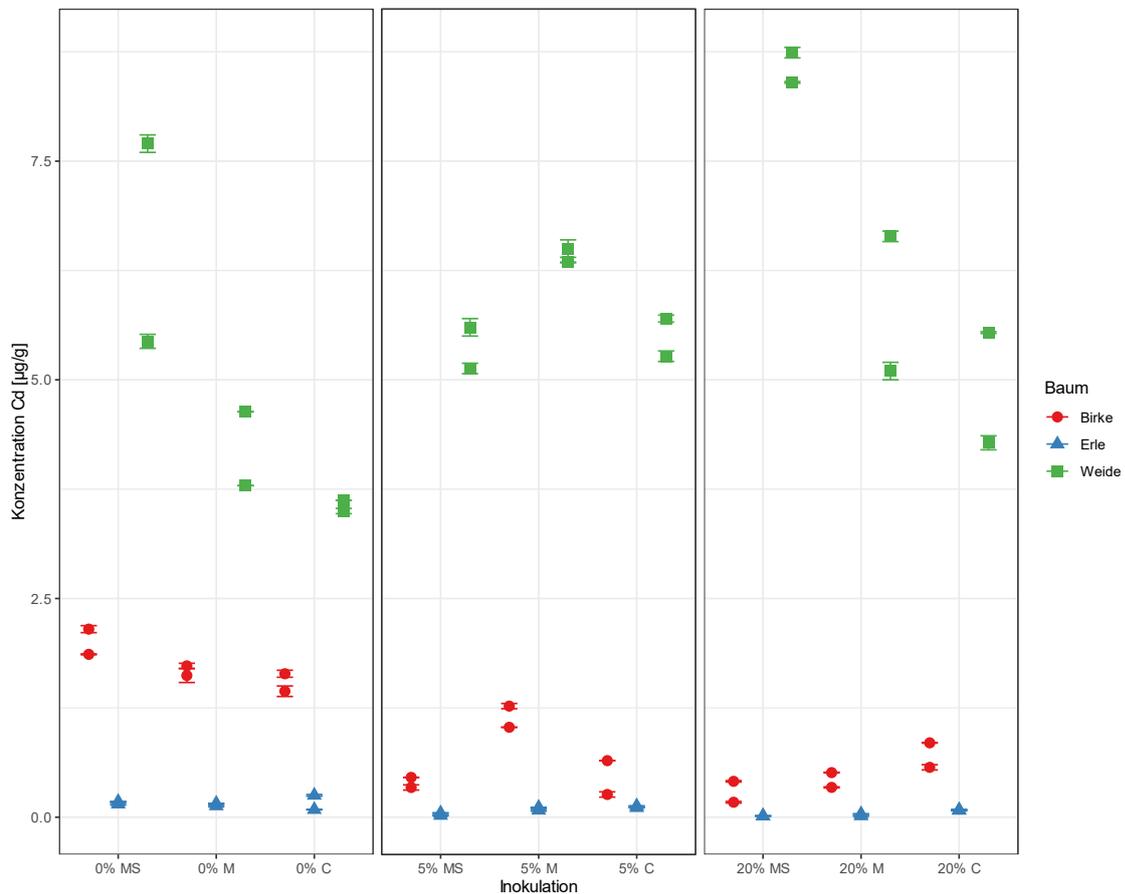


Abb. 45: Konzentration von Cd [µg/g] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018. Dargestellt sind die Metallgehalte der jeweiligen Baumreihen.

Kupfergehalt

Die Erlen zeigten die höchsten Konzentrationen an Kupfer (Abb. 46) mit den höchsten Konzentrationen auf den 0% Sub-Plots und den niedrigsten auf den 20% Sub-Plots.

In den Blättern der Birken wurden geringere Kupferkonzentrationen als in den Erlen gemessen. Die einzelnen Reihen unterschieden sich teilweise deutlich innerhalb einzelner Sub-Plots.

Die geringsten Kupferkonzentrationen wurden in den Weidenblättern gemessen, deren Werte sich über die Rendzinabehandlungen hinweg auf dem gleichen Niveau bewegten.

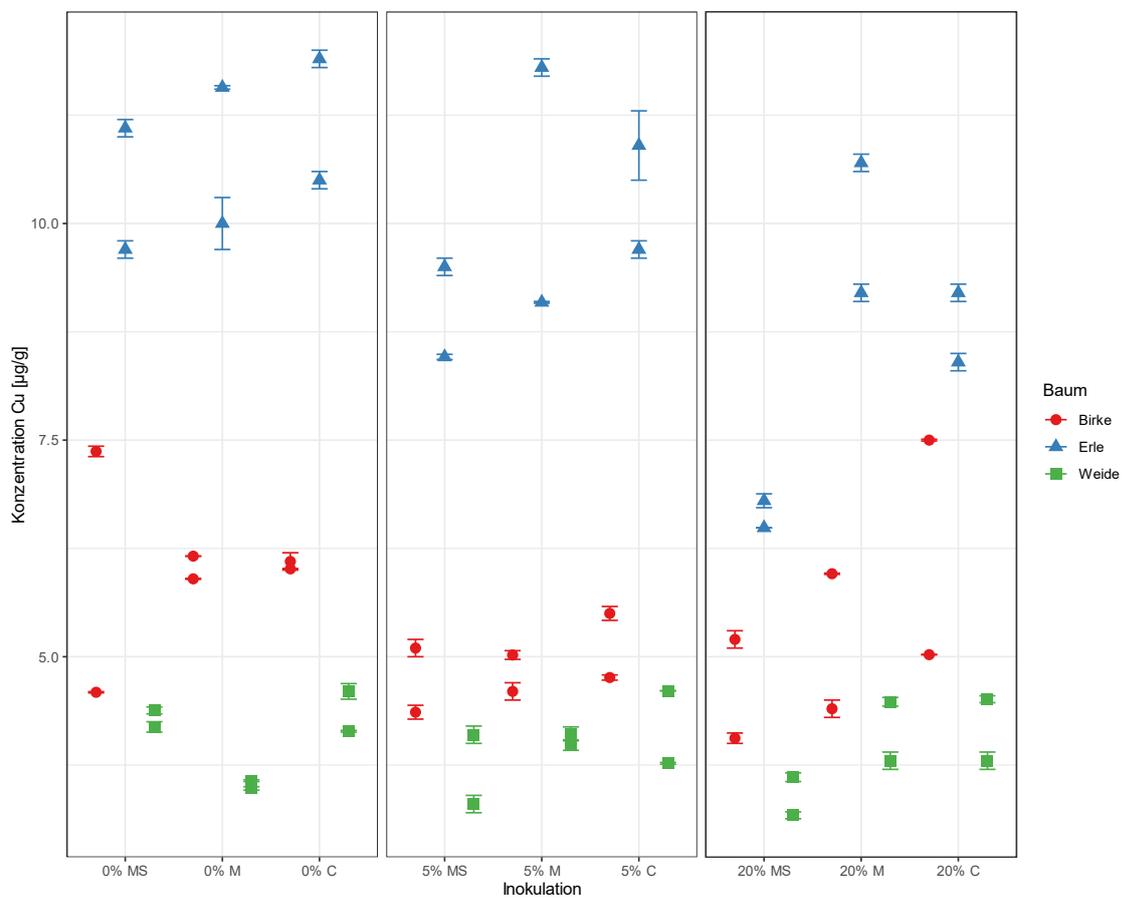


Abb. 46: Konzentration von Cu [µg/g] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018. Dargestellt sind die Metallgehalte der jeweiligen Baumreihen.

Nickelgehalt

Die höchsten Nickelkonzentrationen (siehe Abb. 47) wurden für alle Bäume auf den 0% Sub-Plots gemessen. Die Konzentrationen der 5% und 20% Sub-Plots waren für alle untersuchten Bäume niedriger. Erlen und Weiden wiesen ähnliche Konzentrationen auf, während die Erlen etwas niedrigere Werte als die Weiden zeigten. Die niedrigsten Konzentrationen wurden in den Birkenblättern gemessen.

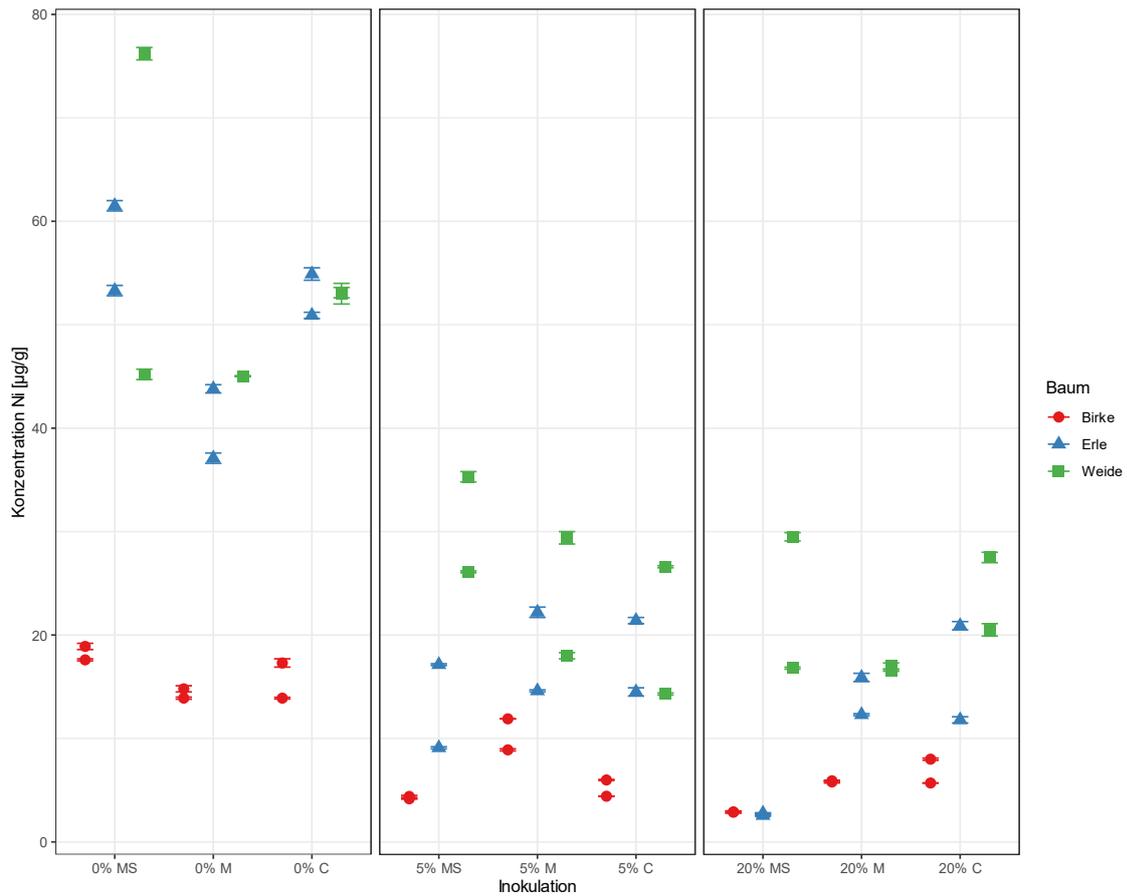


Abb. 47: Konzentration von Ni [$\mu\text{g/g}$] der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018. Dargestellt sind die Metallgehalte der jeweiligen Baumreihen.

Urangehalt

Die höchsten Urankonzentrationen (siehe Abb. 48) wurden in den Erlenblättern der 0% Sub-Plots gemessen. Die Werte nahmen auf den 5% und 20% Rendzina Sub-Plots ab.

Die Urankonzentrationen der Weiden stiegen mit zunehmendem Rendzinaanteil des Testfeldes leicht an.

Die Birken zeigten die geringsten Werte, welche auch mit steigendem Rendzinaanteil auf demselben Niveau blieben.

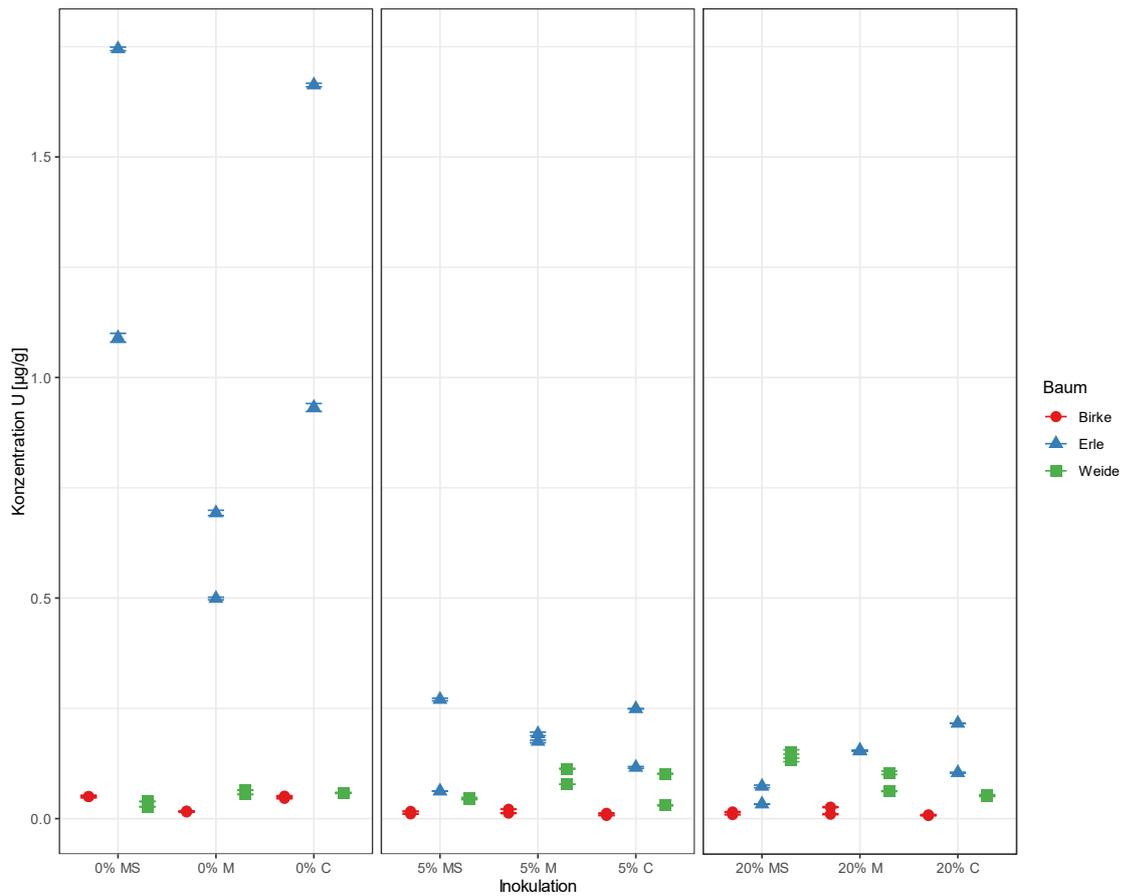


Abb. 48: Konzentration von U [$\mu\text{g/g}$] in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese im Jahr 2018. Dargestellt sind die Metallgehalte der jeweiligen Baumreihen.

3.5. Metallgehalt der Holzbiomasse

Aluminiumgehalt

Die höchsten Gehalte an Al (Abb. 49) wurden auf den 0% Sub-Plots im Holz der Weiden gemessen, auch auf den 5% MS, 5% M sowie den 20% C Sub-Plots wurden die höchsten Al-Gehalte in den Weiden gemessen.

Die Metallgehalte sowohl von Birke als auch Erle waren bis auf zwei Ausnahmen (0% M, 20% MS) annähernd gleich.

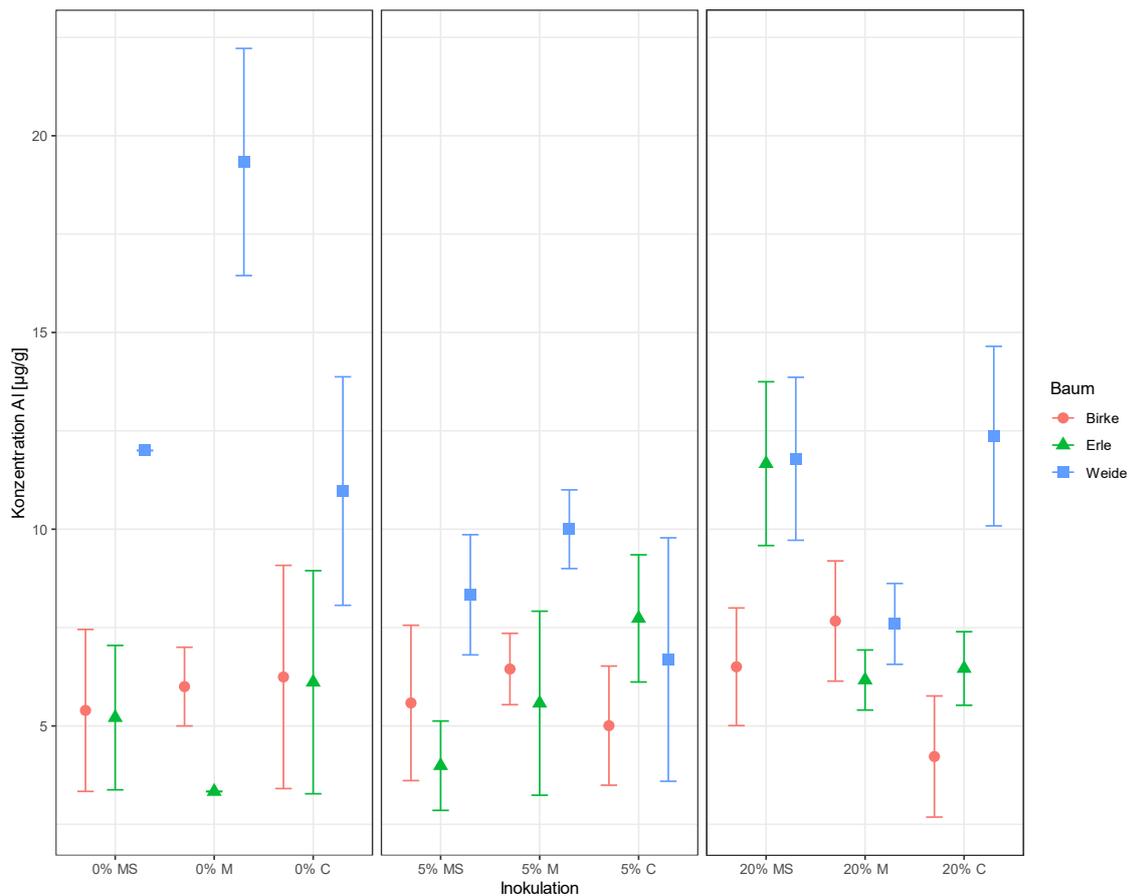


Abb. 49: Konzentration von Al [µg/g] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019. Dargestellt sind die Metallgehalte der Bäume des jeweiligen Sub-Plots.

Cadmiumgehalt

In den Weiden wurden über das gesamte Testfeld die höchsten Gehalte an Cadmium gemessen (Abb. 50). Während die Weiden der 0% sowie 20% Sub-Plots ähnliche Werte aufwiesen, lagen die der 5% Sub-Plots darunter.

Sowohl in den Birken als auch den Erlen wurden niedrigere Werte gemessen, wobei die Gehalte der Erlen auf einem Großteil der Sub-Plots niedriger waren als die der Birken.

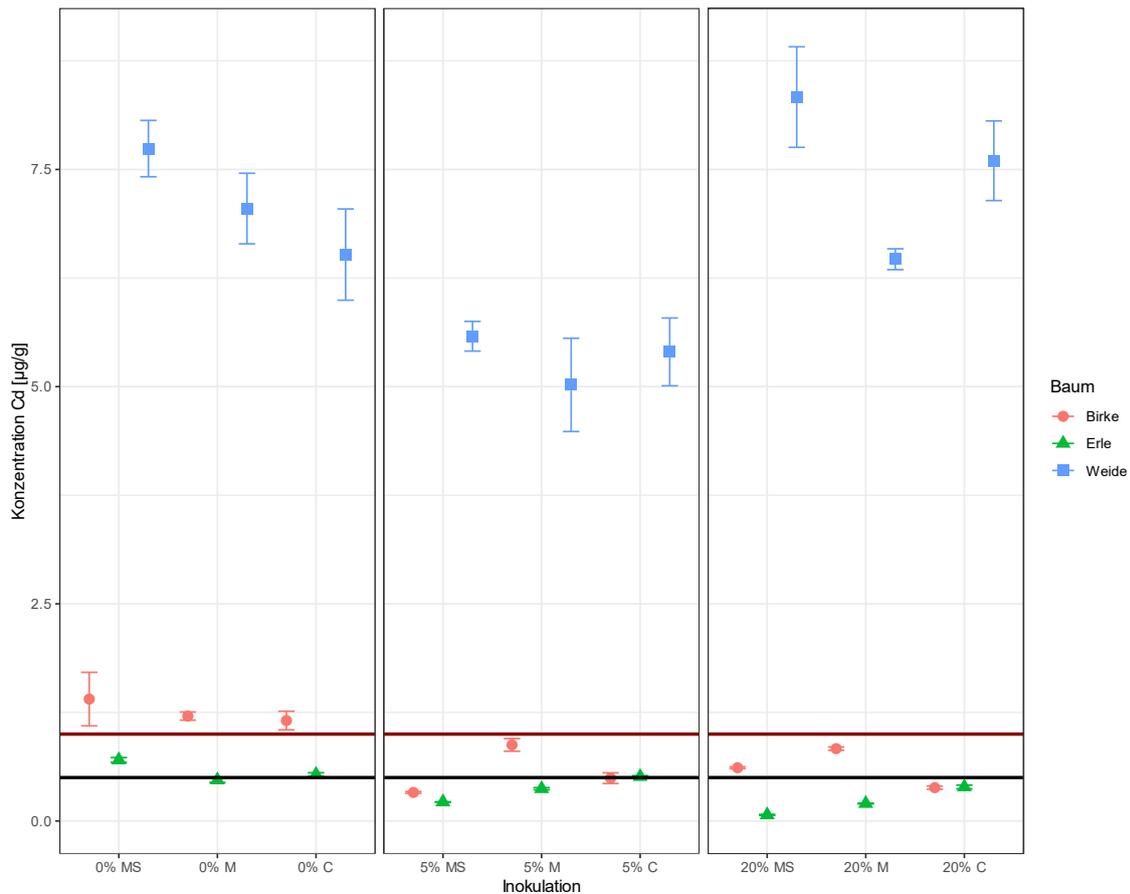


Abb. 50: Konzentration von Cd [µg/g] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019. Dargestellt sind die Metallgehalte der Bäume des jeweiligen Sub-Plots. Die rote Linie kennzeichnet den Grenzwert den Cd-Gehalt im Holz zur thermischen Verwertung als Holzpellets für industrielle Zwecke. Die schwarze Linie gilt für die thermische Verwertung im häuslichen/gewerblichen Rahmen.

Kupfergehalt

Für Kupfer zeigte sich ein analoges Bild zu Cadmium (Abb. 51). In den Weiden wurden die höchsten Konzentrationen gemessen, Birke und Erle zeigten geringere Konzentrationen, wobei die Erlen wiederum niedrigere Werte aufwiesen als die Birken.

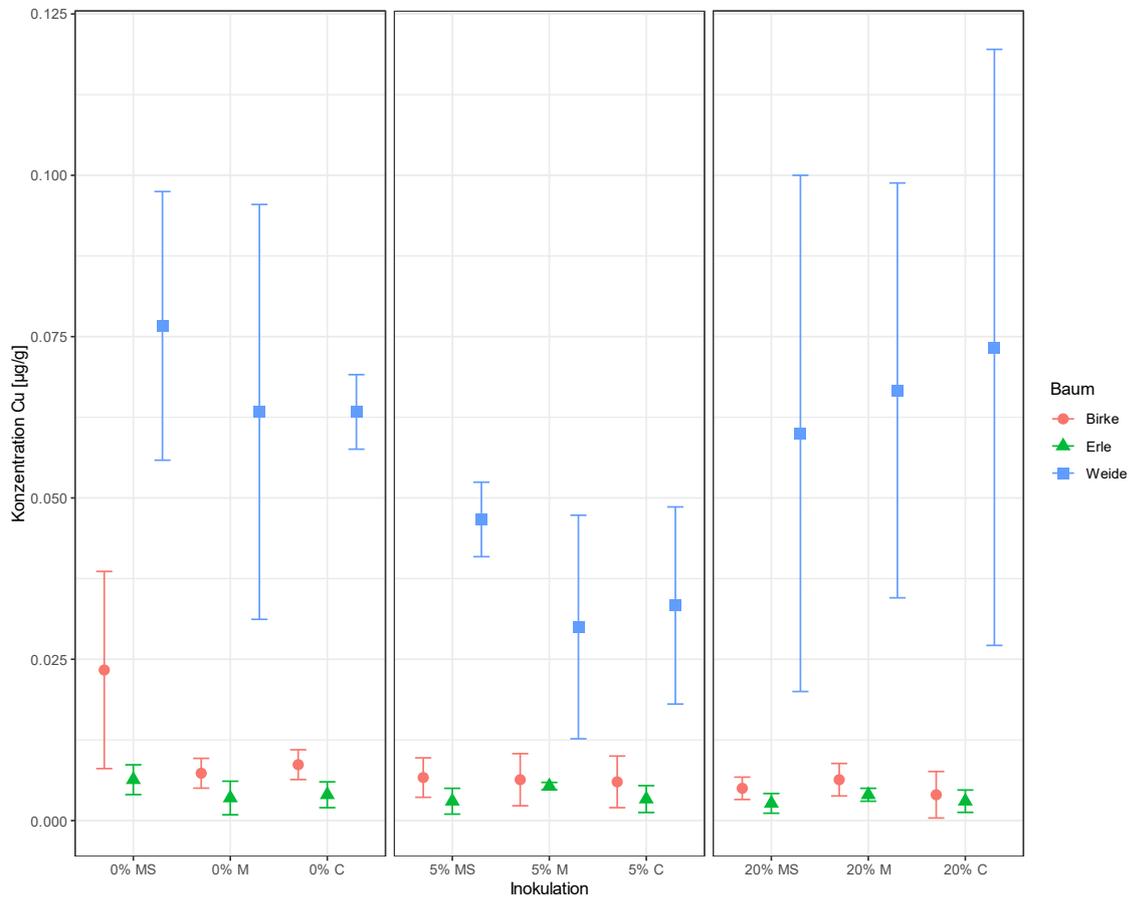


Abb. 51: Konzentration von Cu [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019. Dargestellt sind die Metallgehalte der Bäume des jeweiligen Sub-Plots.

Nickelgehalt

Für Nickel zeigten sich auf den 0% sowie 20% Sub-Plots für die Weiden sowie Erlen ähnliche Werte (Abb. 52). Auf den 5% Sub-Plots zeigten Erle und Weide gegensätzliche Erle. Für die Erlen stiegen die Gehalte $MS < M < C$, für die Weiden sanken diese $MS > M > C$.

Die Ni-Gehalte der Birken waren für alle Sub-Plots am niedrigsten, wobei die 0% Sub-Plots die höchsten Gehalte aufwiesen.

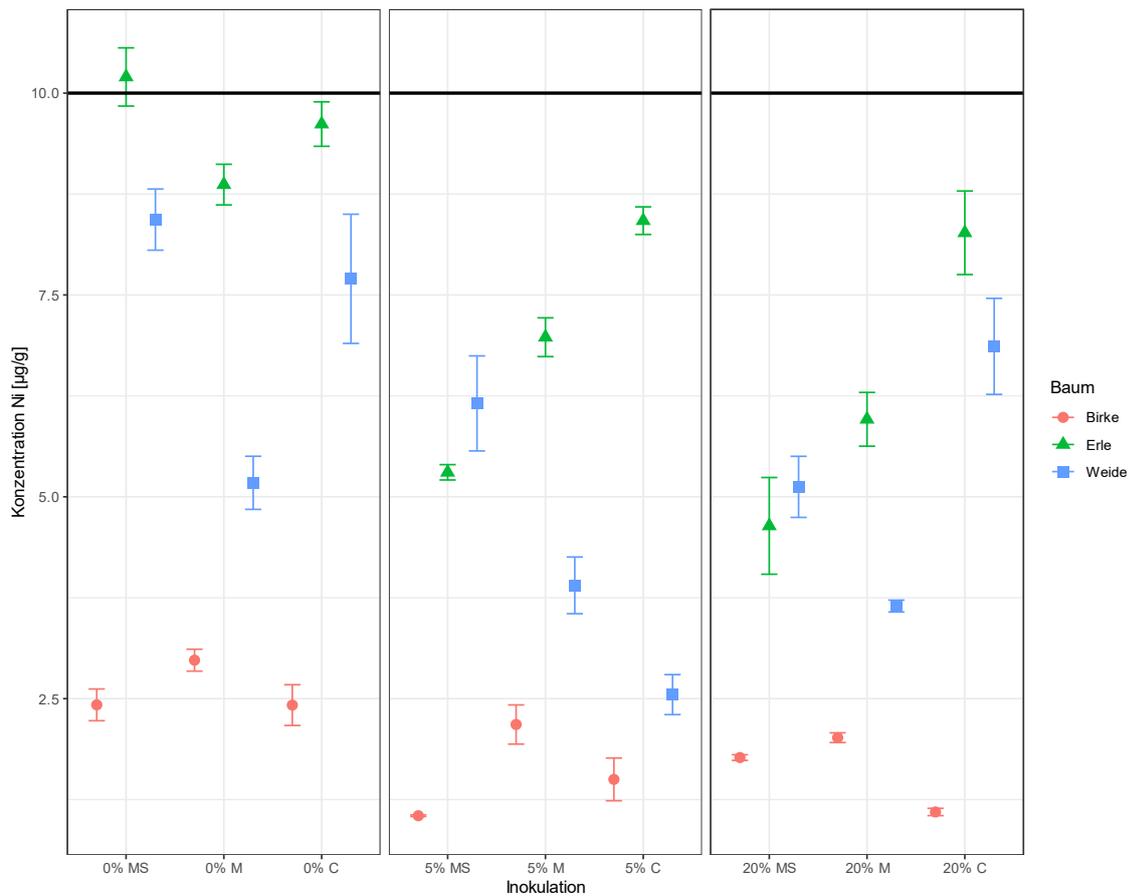


Abb. 52: Konzentration von Ni [µg/g] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019. Dargestellt sind die Metallgehalte der Bäume des jeweiligen Sub-Plots.

Urangehalt

Auf allen Sub-Plots wiesen die Erlen die höchsten Gehalte an Uran auf (Abb. 53), wobei die höchsten Gehalte auf den 0% Sub-Plots gemessen wurden.

Die Gehalte der Birken lagen unterhalb der Nachweisgrenze.

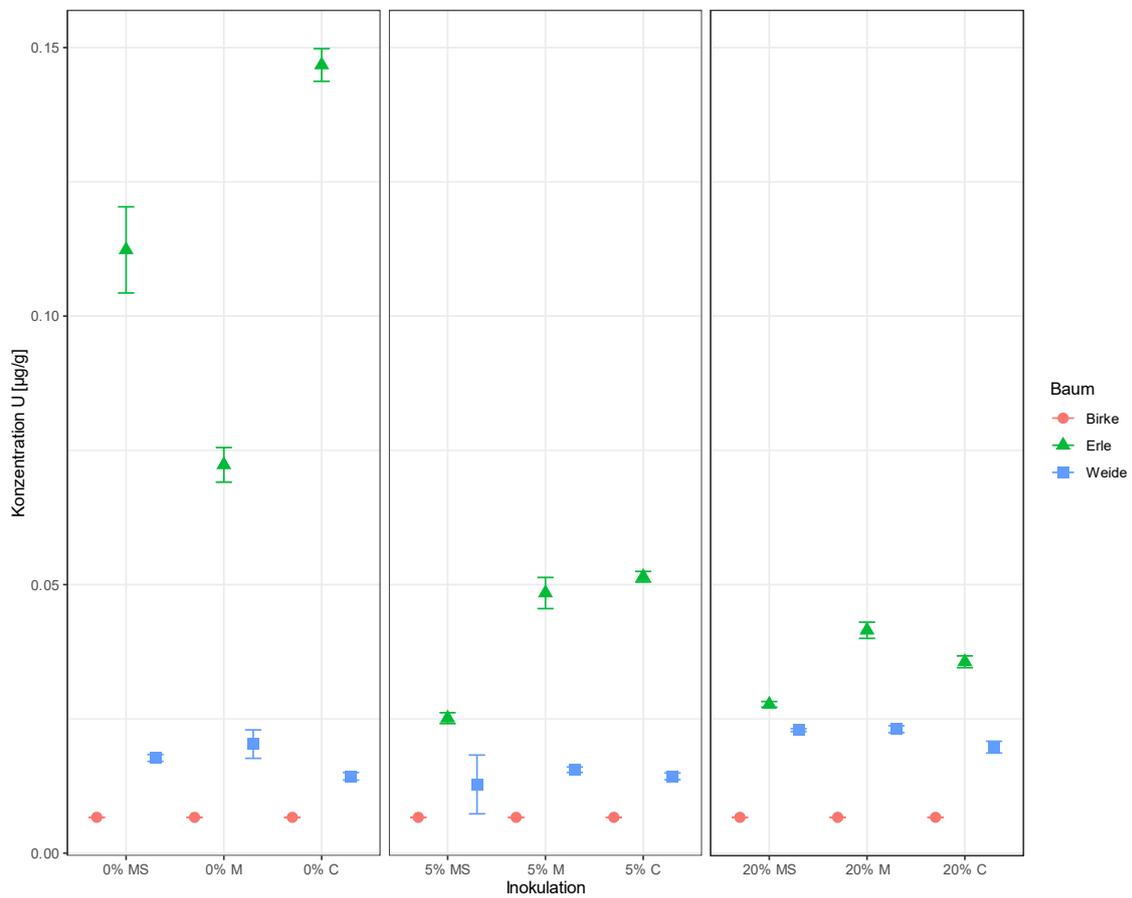


Abb. 53: Konzentration von U [$\mu\text{g/g}$] der Holzbiomasse der Bäume des Testfeldes Gessenwiese zum Zeitpunkt der Ernte im Jahr 2019. Dargestellt sind die Metallgehalte der Bäume des jeweiligen Sub-Plots.

Extraktionsleistung Testfeld Gessenwiese

Der Vergleich der mit der Biomasse durch die verschiedenen Bäume und Behandlungen extrahierten Metalle (Abb. 54) zeigte zwei Muster. Für Al, Ni sowie U wurde die beste Extraktionsleistung von den Erlen erbracht, welche signifikant höher war als die der Birken und Weiden. Sowohl für Cd als auch Cu war die Extraktionsleistung von Erle und Weide nicht signifikant verschieden zueinander. Gegenüber der Birke jedoch war die Extraktionsleistung beider Bäume signifikant höher.

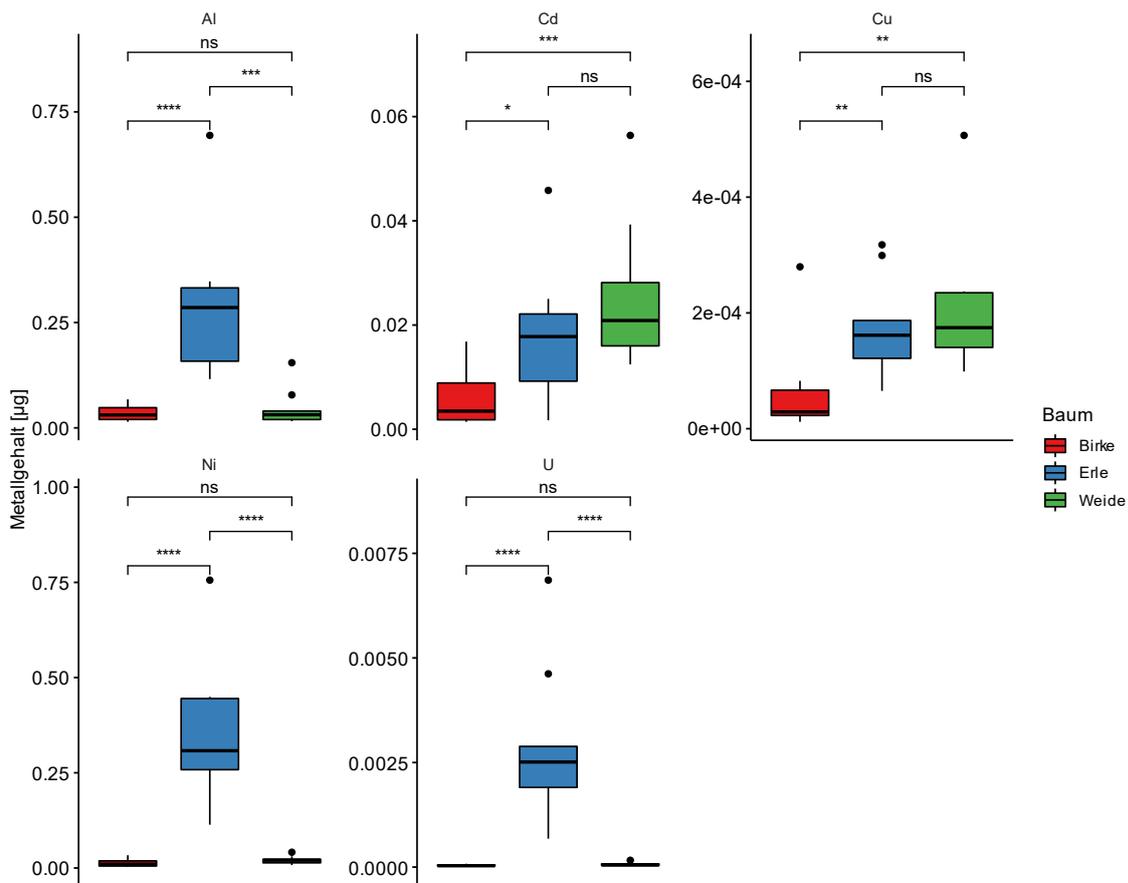


Abb. 54: Aufstellung über die Metallgehalte in der Baumbiomasse, der Bäume des Testfeldes Gessenwiese, im Jahr 2018. Die Werte wurden paarweise miteinander verglichen. Die Signifikanzen der Baumarten zueinander wurden durch Sterne gekennzeichnet (* - $p = 0,05$, ** - $p = 0,01$, *** - $p = 0,001$, **** - $p = 0,0001$).

Blattextraktion Kanigsberg

Testfläche EPH

Aluminiumgehalt

Die höchsten Aluminiumkonzentrationen (Abb. 55) auf dem Testfeld EPH wurden in den Kiefernnadeln gemessen.

Bei den Laubbäumen wurden die höchsten Konzentrationen in den Erlen gemessen. Die Ebereschen zeigten, mit Ausnahme des Sub-Plots SM M, geringere Aluminiumkonzentrationen als die Erlen. Die Aluminiumkonzentrationen der Birken waren ähnlich zueinander, wobei die indigenen Birken, mit Ausnahme der Sub-Plots FR M sowie FR MS, geringere Konzentrationen aufwiesen als die Birken der Baumschule.

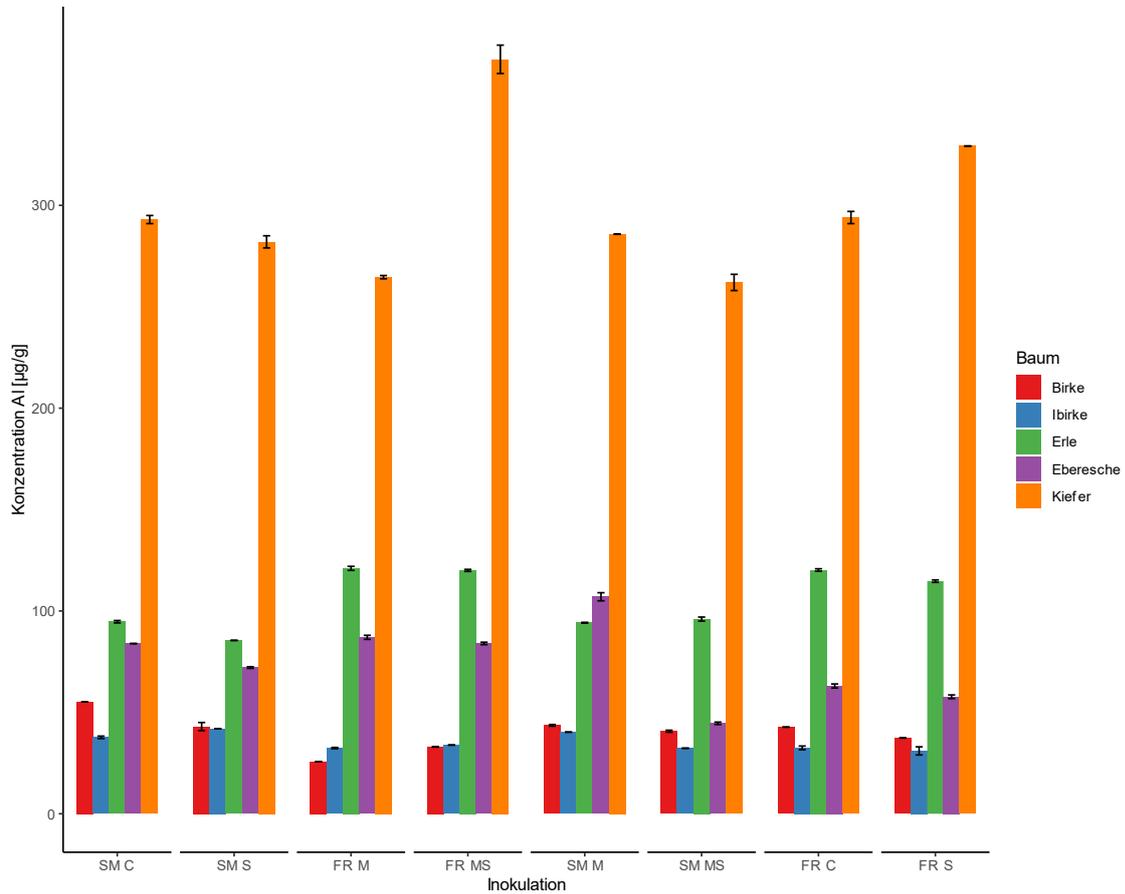


Abb. 55: Konzentration von Al in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.

Cadmiumgehalt

Auf dem Testfeld EPH (Abb. 56) wurden, mit Ausnahme des Sub-Plots FR S, die höchsten Cadmiumkonzentrationen in den Baumschulbirken gemessen.

Die geringsten Cadmiumkonzentrationen wurden in den Erlenblättern gemessen.

Die Konzentrationen der indigenen Birken sowie der Ebereschen schwankten auf dem Feld um bis zu 50% (indigene Birken) und 400% (Eberesche)

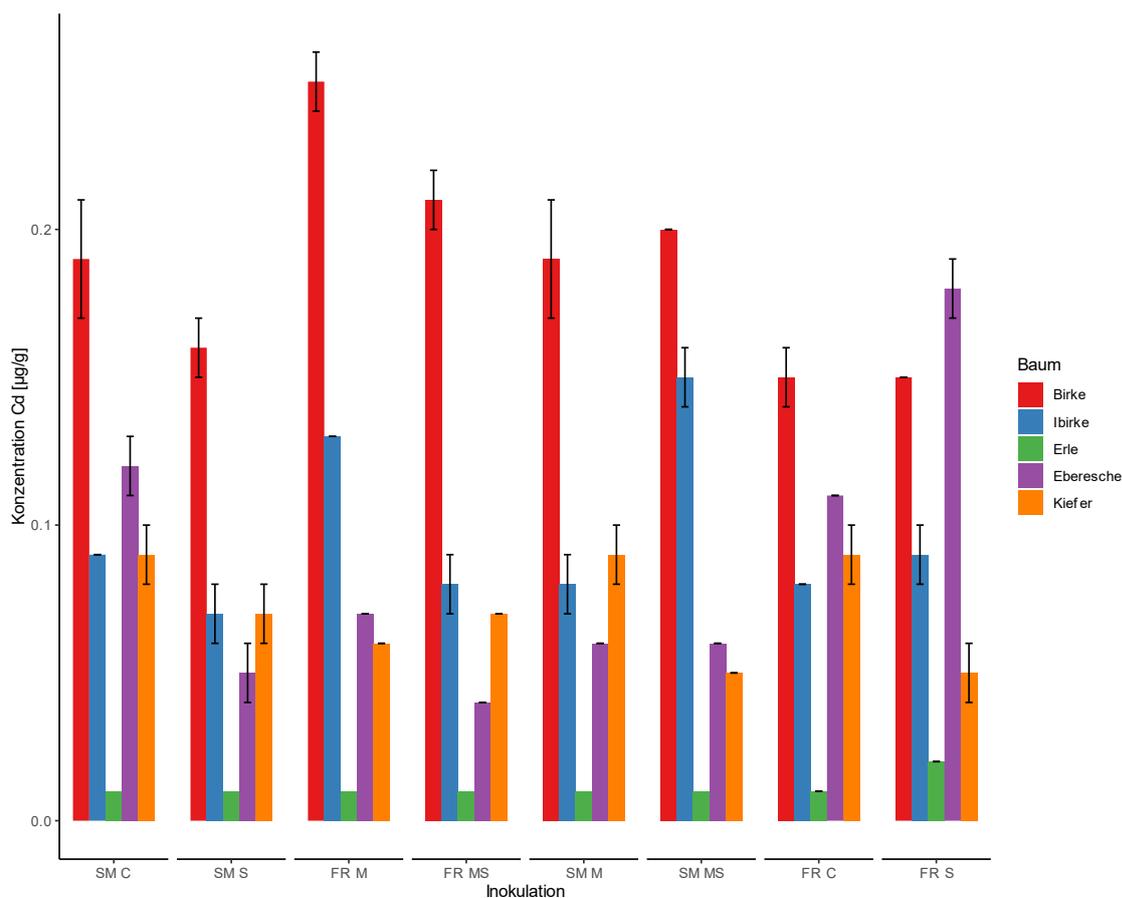


Abb. 56: Konzentration von Cd in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.

Kupfergehalt

Die höchsten Kupferkonzentrationen der Blattbiomasse (Abb. 57) wurde in den Erlen gemessen. Diese Gehalte waren bis um das Vierfache größer als die der anderen Bäume.

Die gemessenen Kupferkonzentrationen der Baumschulbirken sowie der indigenen Birken lagen auf einem ähnlichen Niveau zueinander, wobei die Konzentrationen der indigenen Birken stets höher waren.

Auch die gemessenen Konzentrationen der Kiefern lagen, mit Ausnahme der Sub-Plots SM MS, FR C und FR S, auf dem Niveau der Birken. Auf den genannten Sub-Plots waren die Konzentrationen niedriger.

Die niedrigsten Kupferkonzentrationen wurden in den Blättern der Ebereschen gemessen.

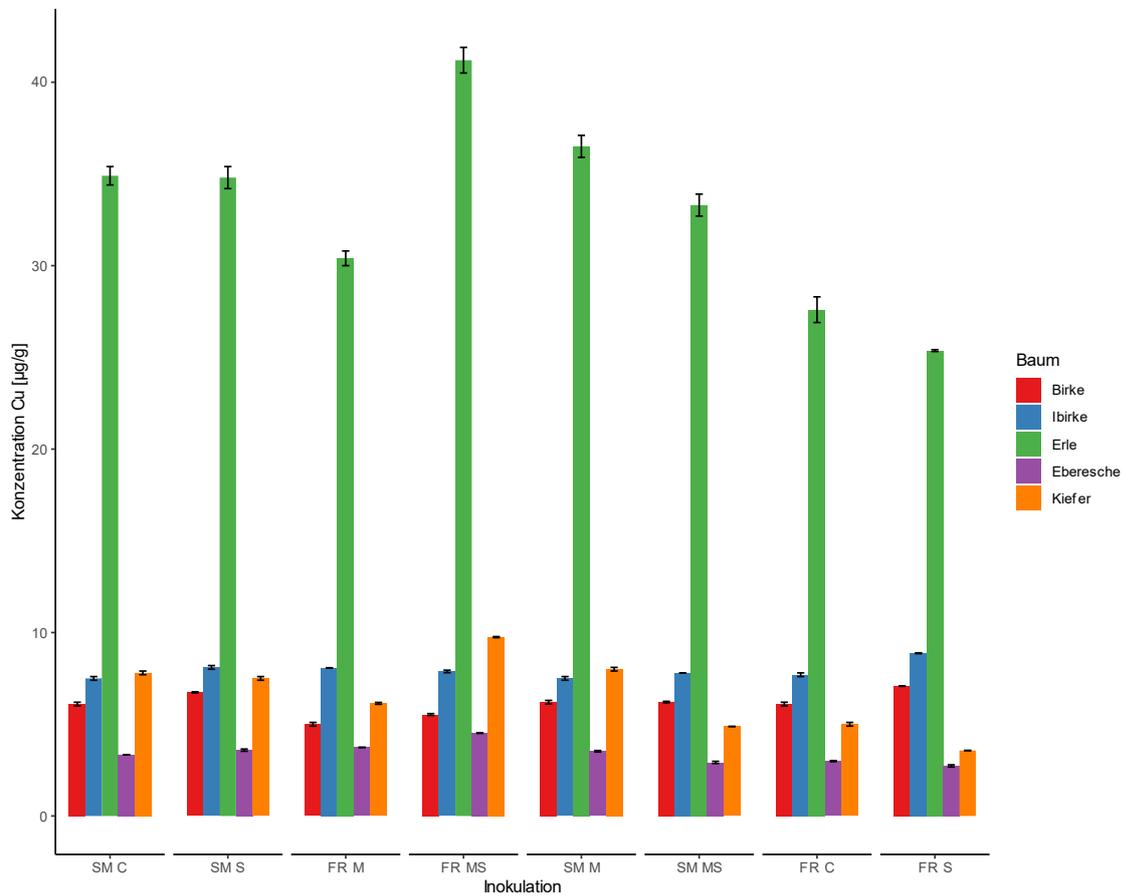


Abb. 57: Konzentration von Cu in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.

Nickelgehalt

In den Erlen wurden die höchsten Nickelkonzentrationen gemessen (Abb. 58).

Die Konzentrationen der Ebereschen zeigten den höchsten Wert auf dem Sub-Plot SM C.

Die Kupferkonzentrationen der Birken lagen auf einem ähnlichen Niveau zueinander, wobei die Konzentrationen in den Baumschulbirken, mit Ausnahme der Sub-Plots SM MS sowie FR C, höher waren als die der indigenen Birken.

Die geringsten Kupferkonzentrationen wurden in den Kiefern gemessen, welche eine fallende Tendenz der Konzentrationen von SM C → FR S zeigten.

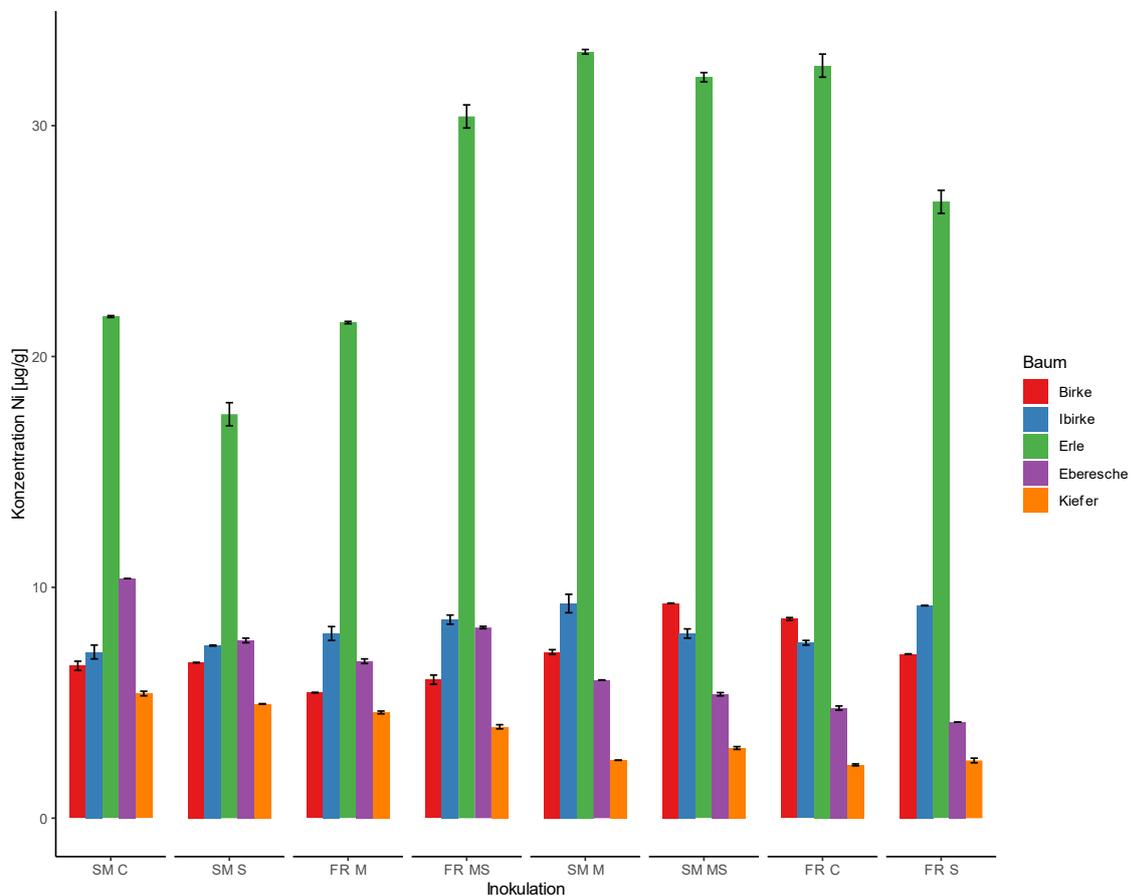


Abb. 58: Konzentration von Ni in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.

Urangehalt

In den Kiefernnadeln wurden die höchsten Urankonzentrationen der Bäume auf dem Testfeld EPH gemessen (Abb. 59). Es zeigte sich ein Trend geringer werdender Konzentrationen von SM C → FR S.

Die gemessenen Urankonzentrationen der Erlen waren die höchsten der Laubbäume, während sich die Werte der Baumschulbirken, indigenen Birken sowie Ebereschen auf einem ähnlich niedrigen Niveau bewegten.

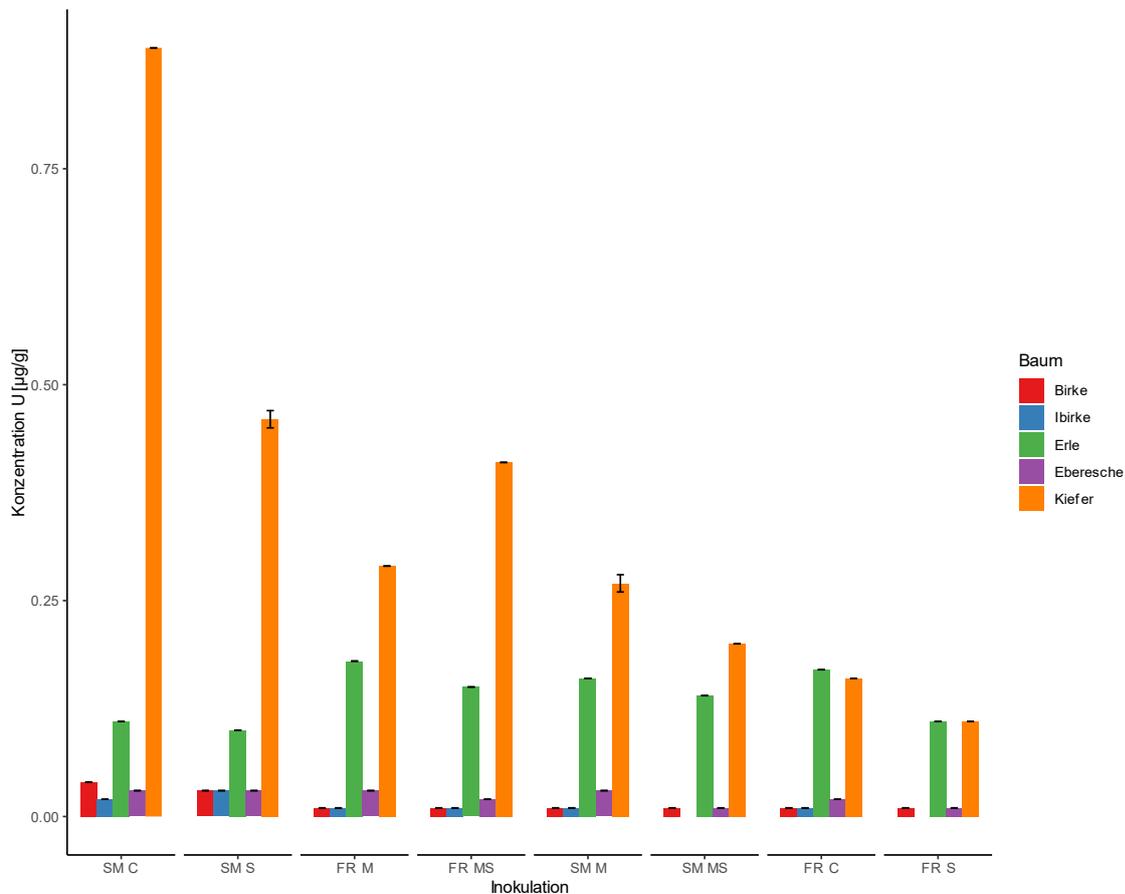


Abb. 59: Konzentration von U in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPH im Jahr 2018.

Testfeld EPP

Aluminiumgehalt

In den Kiefern wurden die höchsten Aluminiumkonzentrationen gemessen (Abb. 60).

Die Ebereschen wiesen, mit Ausnahme der Sub-Plots SM S sowie SM M, die höchsten Aluminiumkonzentrationen der Laubbäume auf. Die Konzentrationen schwankten dabei bis um das Zweifache.

Für die Erlen wurden zwischen den Sub-Plots schwankende Aluminiumkonzentrationen gemessen, wobei auf den Sub-Plots SM S sowie SM M die höchsten Konzentrationen der Laubbäume gemessen wurden.

Die Aluminiumkonzentrationen der Baumschulbirken waren, mit Ausnahme des Sub-Plots SM S, höher als die der indigenen Birken.

Die gemessenen Aluminiumkonzentrationen der Weiden zeigten die höchsten Werte auf den Sub-Plots SM S, FR C und FR S.

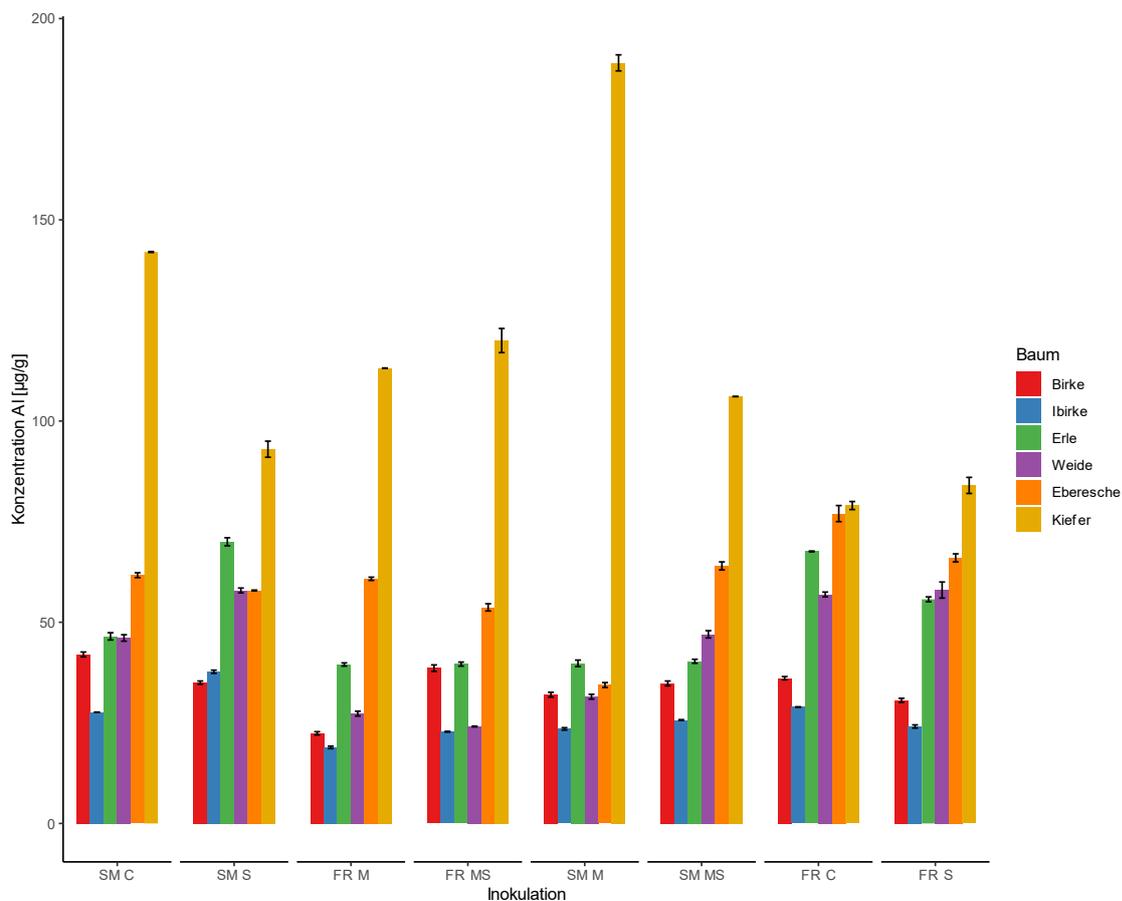


Abb. 60: Konzentration Al in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.

Cadmiumgehalt

Auf dem Testfeld EPP wurden die höchsten Cadmiumkonzentrationen in den Blättern der Weiden (siehe Abb. 61) gemessen.

Die Konzentrationen in den Baumschulbirken sowie den indigenen Birken bewegten sich auf ähnlichem Niveau, wobei die Baumschulbirken höhere Gehalte, mit Ausnahme des Sub-Plots FR S, aufwiesen.

In den Ebereschen und Kiefern waren die Cadmiumgehalte niedriger als in den Birken.

In den Erlen wurden die niedrigsten Cadmiumkonzentrationen gemessen, welche größtenteils unter der Nachweisgrenze lagen.

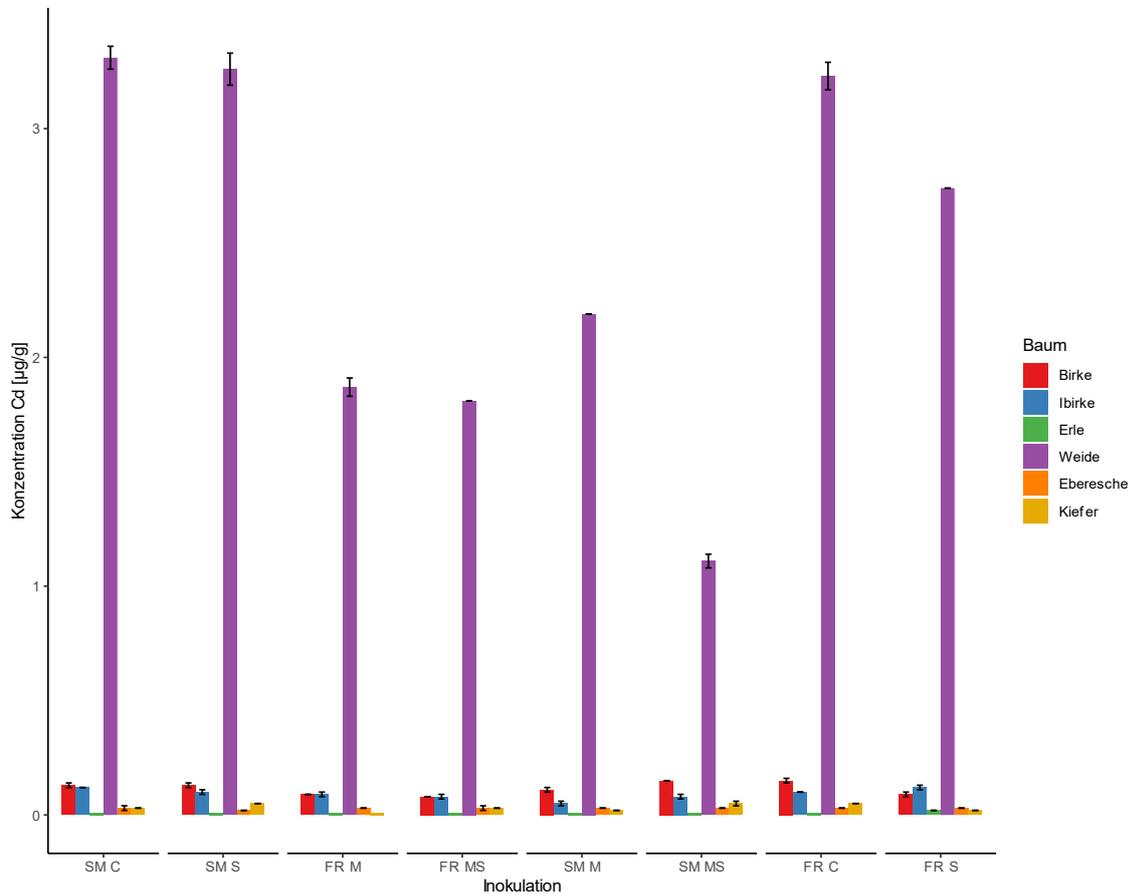


Abb. 61: Konzentration von Cd in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.

Kupfergehalt

Die höchsten Kupferkonzentrationen (Abb. 62) wurden, mit Ausnahme des Sub-Plots FR MS, in den Erlen gemessen.

Die Kupferkonzentrationen in der Blattbiomasse der Weiden waren geringer als die der Erlen. Weiterhin waren sie auf dem Sub-Plot SM MS niedriger als die Werte der Birken. Zwischen den Sub-Plots wurden starke Schwankungen der Werte beobachtet.

Die Baumschulbirken und indigenen Birken wiesen ähnliche Werte zueinander auf, wobei die Gehalte in den indigenen Birken mit Ausnahme der Sub-Plots SM MS, FR C sowie FR S, höher waren als die der Baumschulbirken.

Die Kupferkonzentrationen der Ebereschen und Kiefern waren ähnlich zueinander.

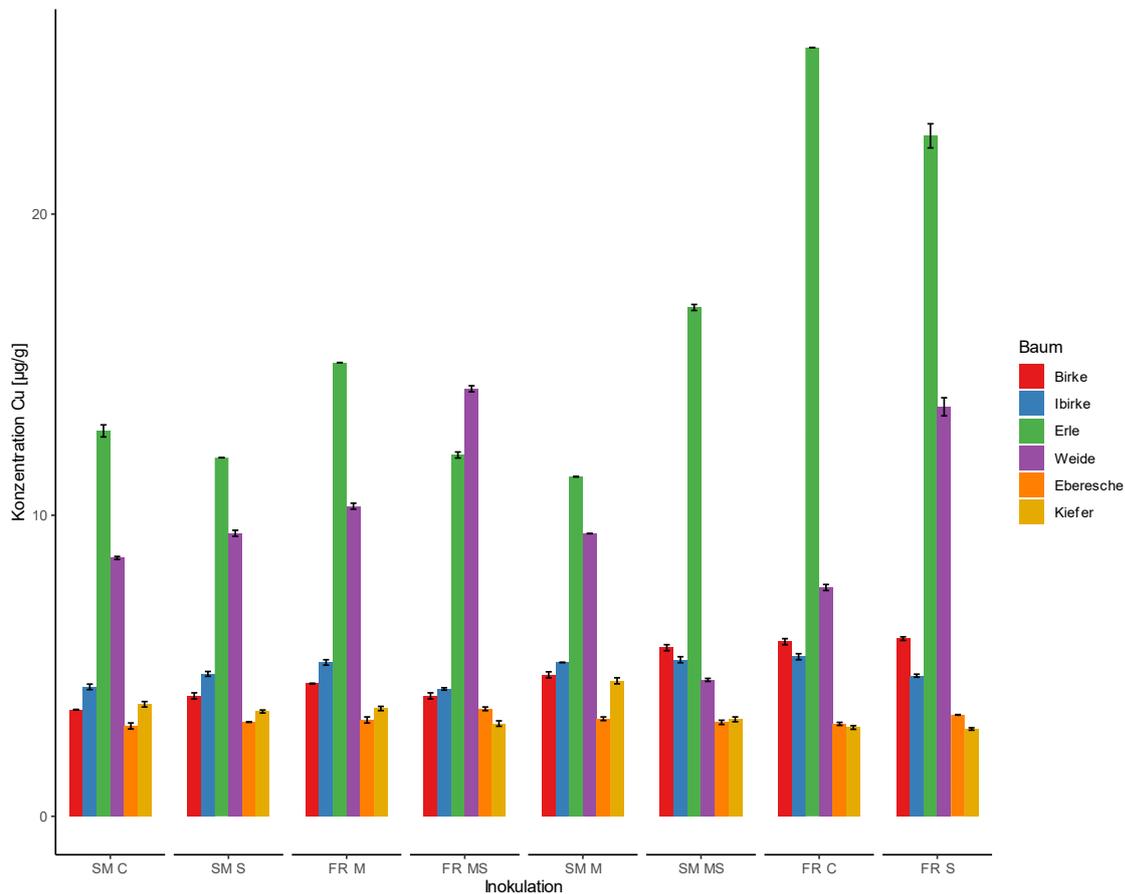


Abb. 62: Konzentration von Cu in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.

Nickelgehalt

In den Erlen (Abb. 63) wurden auf den Sub-Plots SM S, FR C und FR S die höchsten Nickelkonzentrationen der Bäume gemessen.

Auf den Sub-Plots SM C, FR M, FR MS sowie SM MS waren die Nickelkonzentrationen die zweithöchsten dieser Sub-Plots. Auf dem Sub-Plot SM M war die Konzentrationen die vierthöchste dieser Sub-Plots.

Die Gehalte der Weiden waren auf den Sub-Plots SM C, FR M, FR MS, SM M sowie SM MS die höchsten dieser Sub-Plots. Auf den Sub-Plots SM S, FR C sowie FR S waren die gemessenen Konzentrationen die zweithöchsten dieser Sub-Plots. Die Konzentrationen der Erlen sowie der Weiden schwankten stark über die verschiedenen Sub-Plots.

Die Nickelkonzentrationen der Baumschulbirken waren auf den Sub-Plots SM C, SM S, FR M, FR MS sowie SM M ähnlich niedrig, stiegen jedoch auf den Sub-Plots SM MS, FR C und FR S um mehr als das Zweifache an.

Die indigenen Birken zeigten auf den Sub-Plots SM C, SM S, FR M und FR MS höhere Gehalte an Nickel als die Baumschulbirken. Auf dem Sub-Plot SM M war der Nickelgehalt niedriger als der der Baumschulbirken. Auch bei den indigenen Birken zeigte sich auf den Sub-Plots SM MS, FR C sowie FR S ein Anstieg der Nickelkonzentrationen um das mehr als Zweifache, jedoch waren diese Konzentrationen niedriger als die der Baumschulbirken.

Bei den Ebereschen zeigte sich ein Anstieg der Nickelkonzentrationen auf den Sub-Plots SM C > SM S > FR M > FR MS > SM M. Die gemessenen Konzentrationen der Sub-Plots SM MS, FR C sowie FR S fielen wieder ab, bewegten sich aber auf gleichem Niveau zueinander.

Die Nickelkonzentrationen der Kiefern bewegten sich auf einem ähnlichen Niveau zueinander, mit Ausnahme des Sub-Plots SM M, auf welchem erhöhte Konzentrationen gegenüber den restlichen Sub-Plots gemessen wurden.

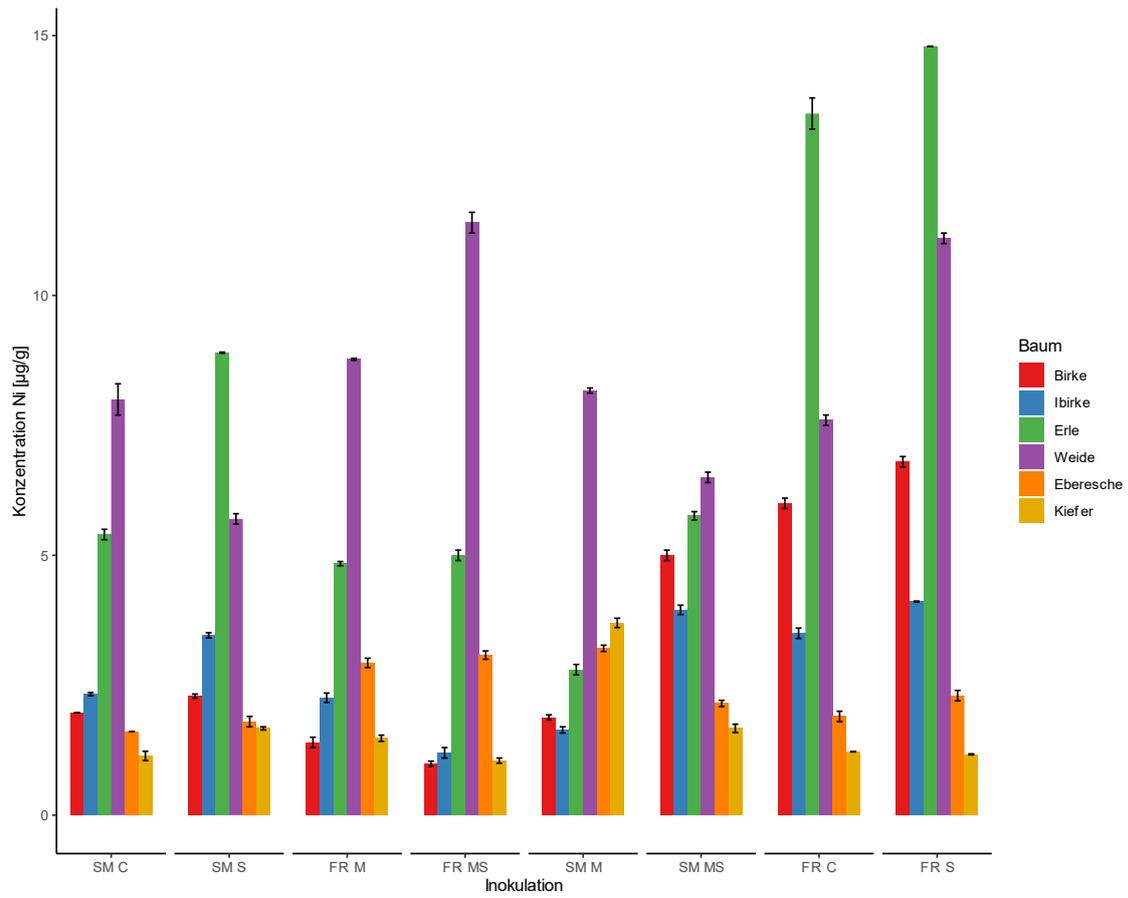


Abb. 63: Konzentration Ni in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.

Urangehalt

Die höchsten Urankonzentrationen wurden in den Erlen gemessen (Abb. 64), mit Ausnahme auf dem Sub-Plot FR S, wo die Kiefern die höchsten Werte aufwiesen.

Auf den Sub-Plots FR MS, SM M, SM MS, sowie FR S wurden die zweithöchsten Urankonzentrationen dieser Sub-Plots gemessen, auf den restlichen Sub-Plots des Testfeldes blieben die Urangehalte unterhalb der Nachweisgrenze.

In den Baumschulbirken wurden nur auf dem Sub-Plot SM C Urankonzentrationen gemessen, welche oberhalb der Nachweisgrenze lagen.

Die Werte der indigene Birken sowie der Weiden blieben unterhalb der Nachweisgrenze.

In den Ebereschen wurden auf allen Sub-Plots, mit Ausnahme des Sub-Plots FR C, Konzentrationen unterhalb der Nachweisgrenze gemessen. Auf dem Sub-Plot FR C war die gemessene Konzentration die zweithöchste für diesen Sub-Plot.

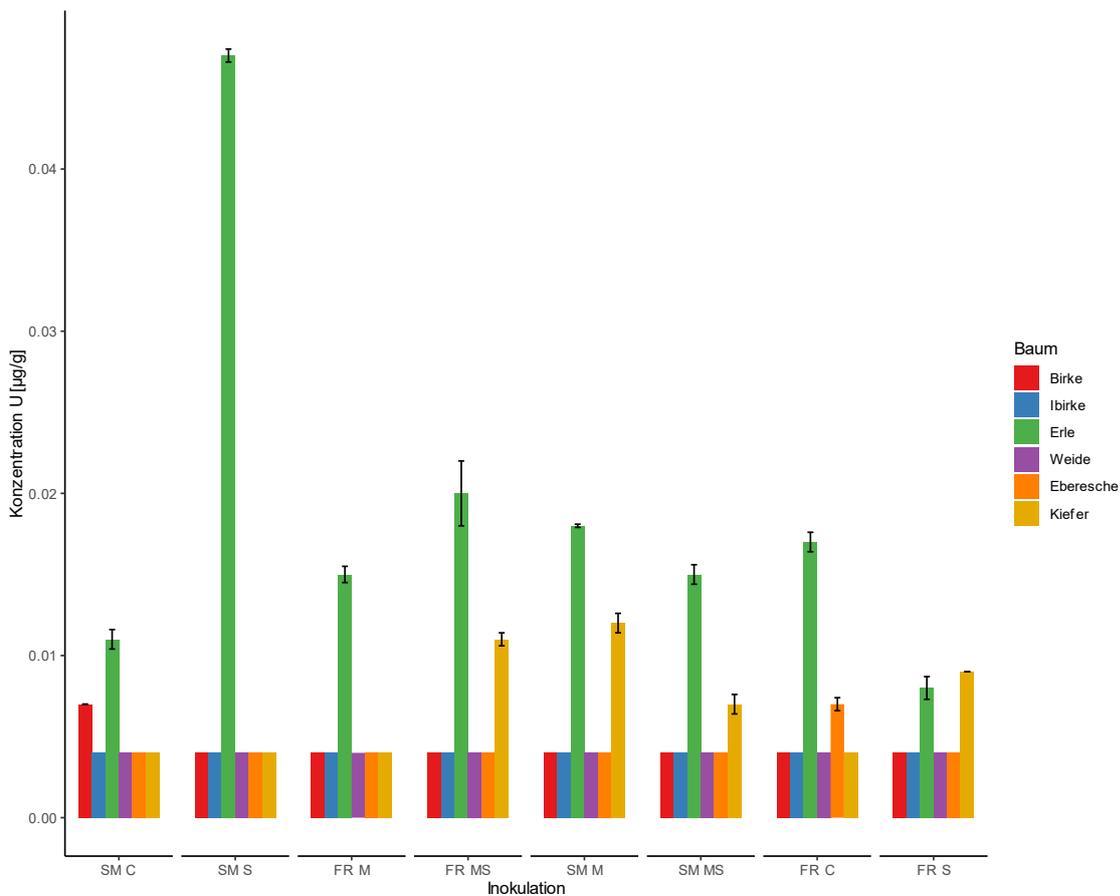


Abb. 64: Konzentration von U in der Blattbiomasse der Bäume des Testfeldes EPP im Jahr 2018.

3.6. Biokonzentrationsfaktor (BCF)

Testfeld EPH

Aluminium

Bei keinem der untersuchten Bäume (Abb.65) wurde ein BCF von >1 festgestellt, wobei die höchsten Werte bei den Kiefern gemessen wurden.

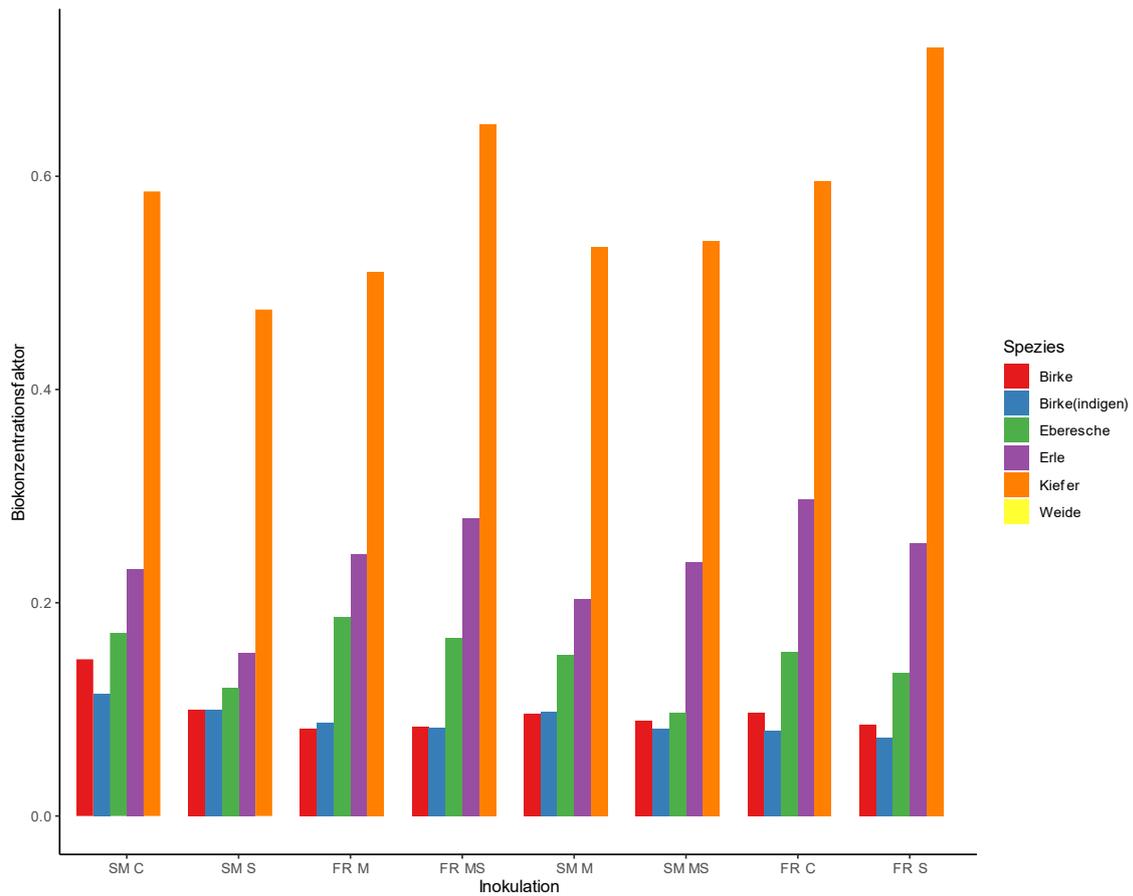


Abb. 65: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Al.

Cadmium

Für Cadmium (Abb. 66) wurde bei allen Bäumen, mit Ausnahme der Erlen ein BCF >1, gemessen. Die Birke zeigte die höchsten Werte auf allen Sub-Plots, mit Ausnahme des Sub-Plots FR S.

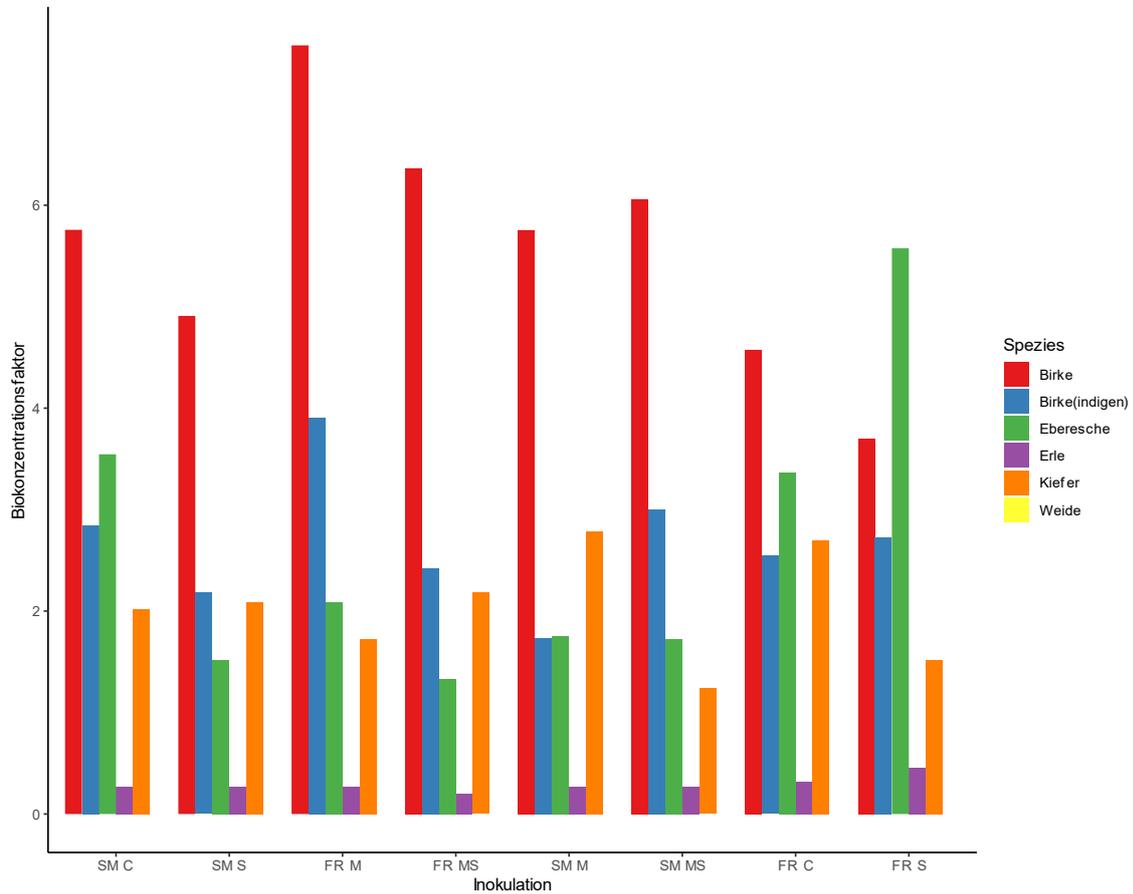


Abb. 66: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Cd.

Kupfer

Für Kupfer (Abb. 67) zeigte die Erle auf allen Sub-Plots Biokonzentrationsfaktoren >1 . Auf den Sub-Plots SM C, SM S sowie FR M wurden auch für die indigenen Birken Werte >1 gemessen, die übrigen Bäume wiesen BCF <1 auf.

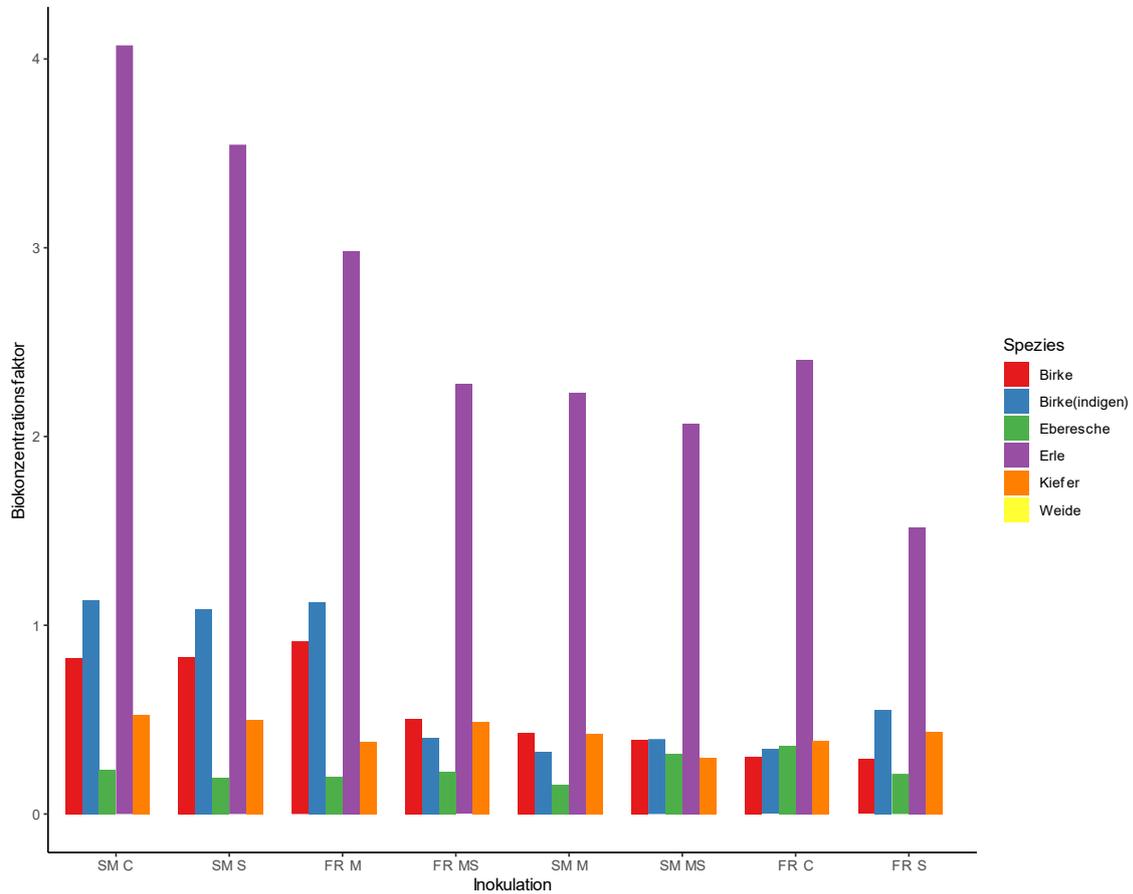


Abb. 67: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Cu.

Nickel

Für Nickel (Abb. 68) zeigten alle Bäume BCF >1. Die höchsten Werte wurden für die Erlen gemessen.

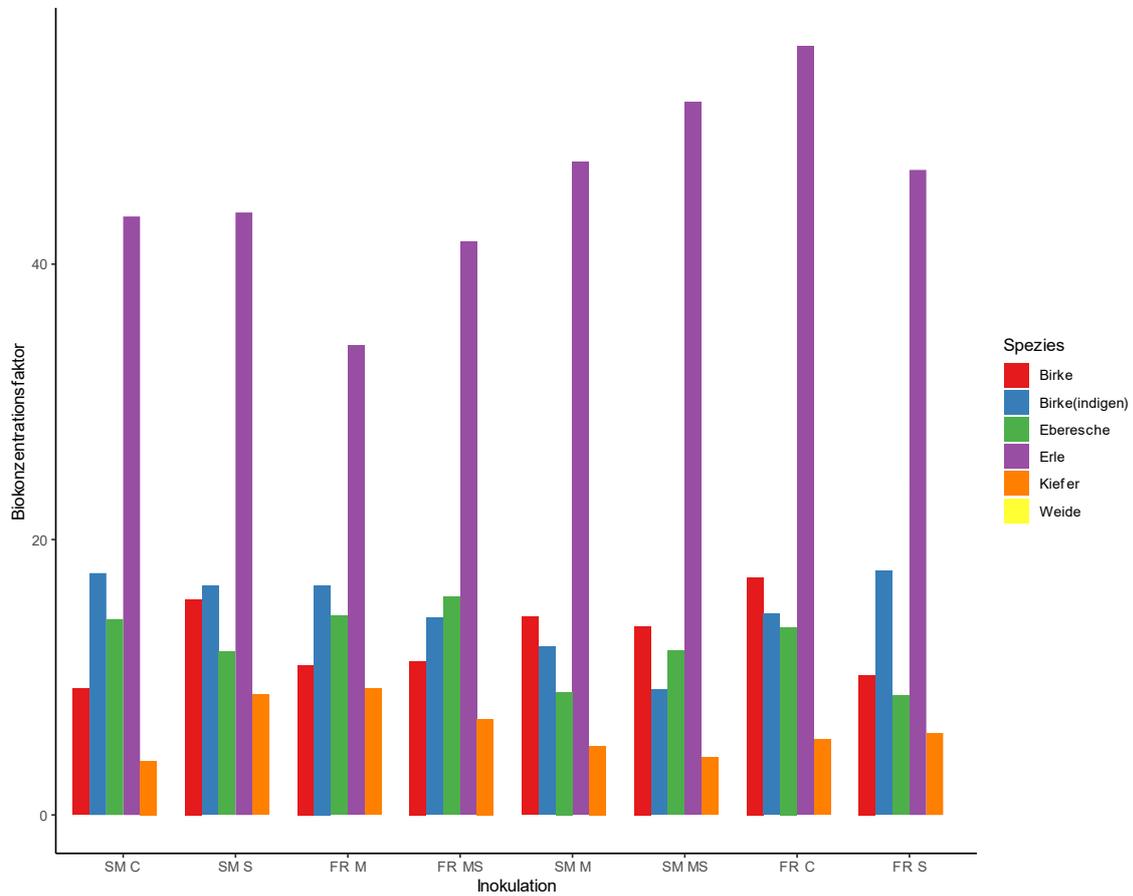


Abb. 68: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für Ni.

Uran

Keiner der untersuchten Bäume zeigte einen BCF >1 (Abb. 69). Die höchsten Werte wurden für die Kiefern gemessen, mit Ausnahme des Sub-Plots FR C, wo die Erlen den höchsten BCF besaßen.

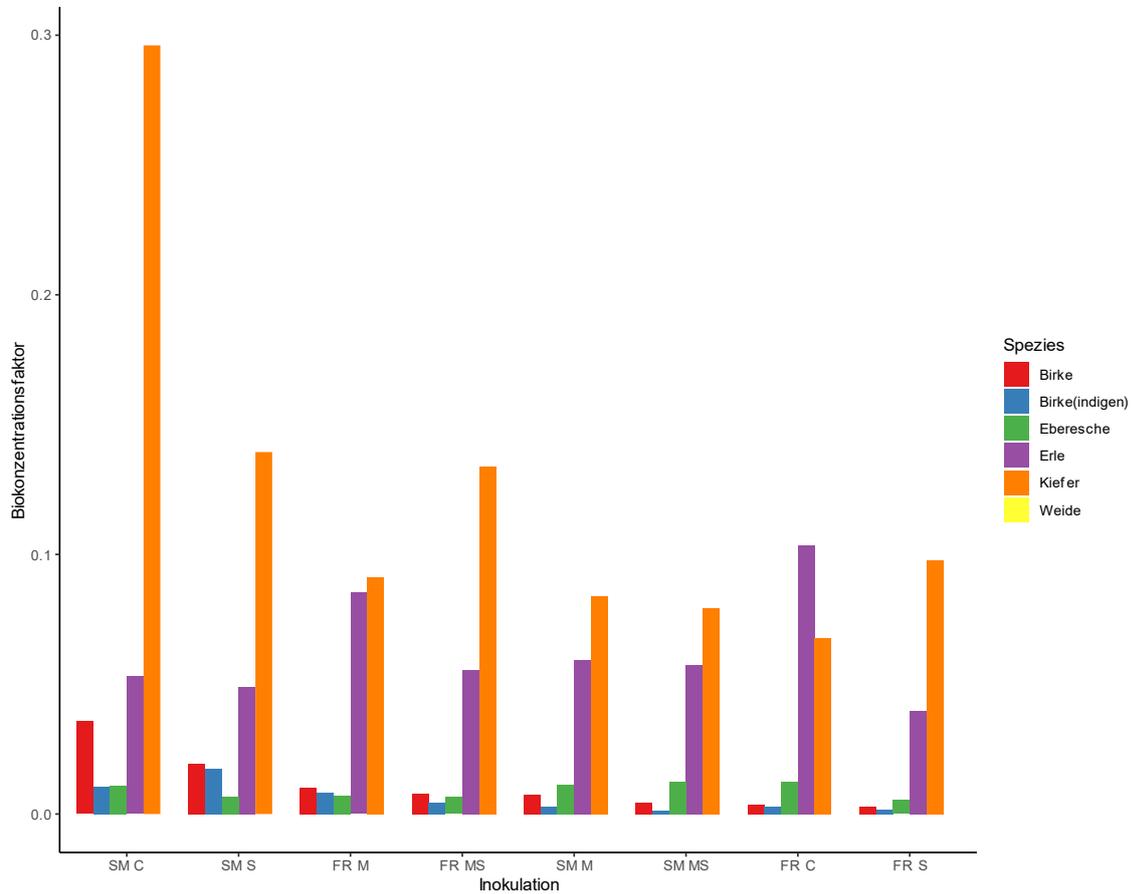


Abb. 69: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPH für U.

Testfeld EPP

Aluminium

Auf dem Testfeld EPP (Abb. 70) wurden für alle Bäume BCF > 1 festgestellt, wobei die Kiefern den höchsten BCF aufwiesen.

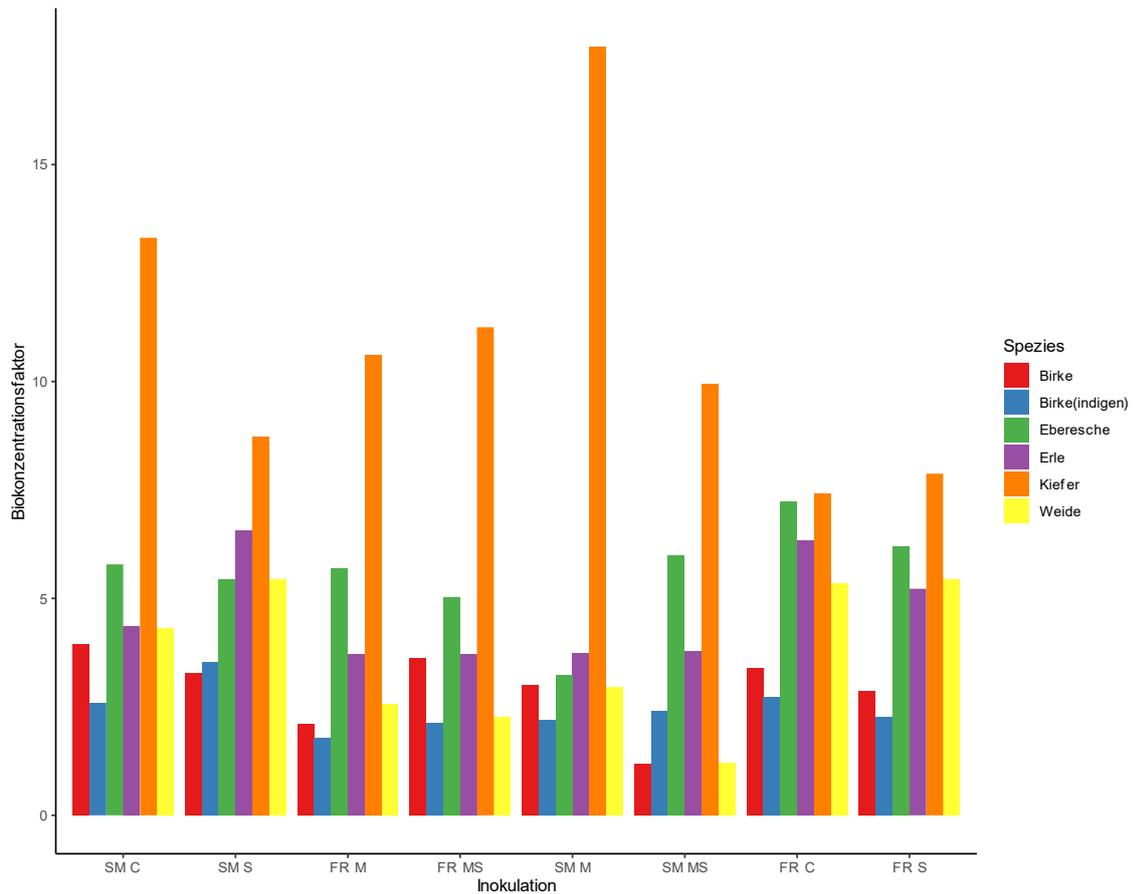


Abb. 70: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Al.

Cadmium

Die Weiden (Abb. 71) wiesen die höchsten BCF der gepflanzten Bäume auf. Auch die Birken wiesen $BCF > 1$ auf. Weiterhin konnte auch bei den indigenen Birken, bis auf jene der Sub-Plots FR M und FR C, ein $BCF > 1$ festgestellt werden.

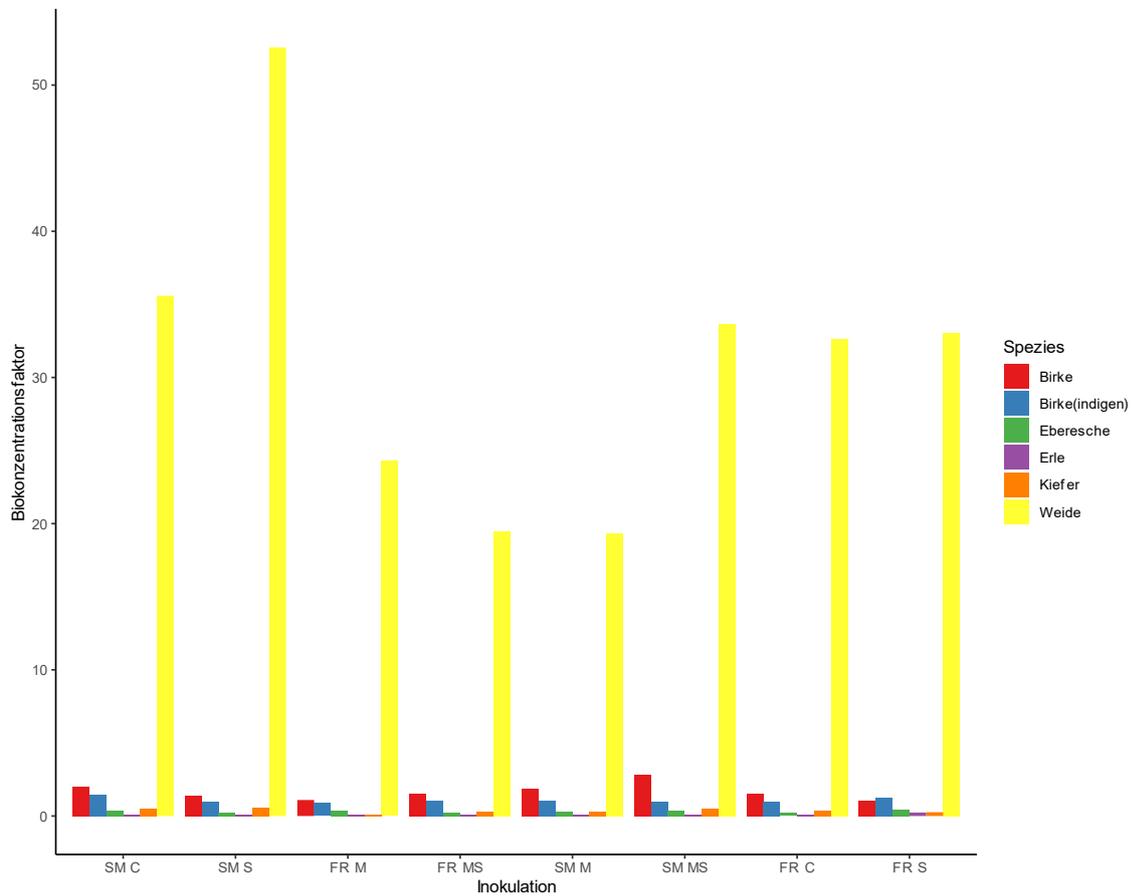


Abb. 71: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Cd.

Kupfer

Für Kupfer (Abb. 72) zeigte der Großteil der Bäume BCF >1. Eberesche und Kiefer zeigten auf den Sub-Plots SM C und SM M einen BCF >1. Weiterhin besaßen die Birken und Weiden auf dem Sub-Plot SM MS einen BCF <1.

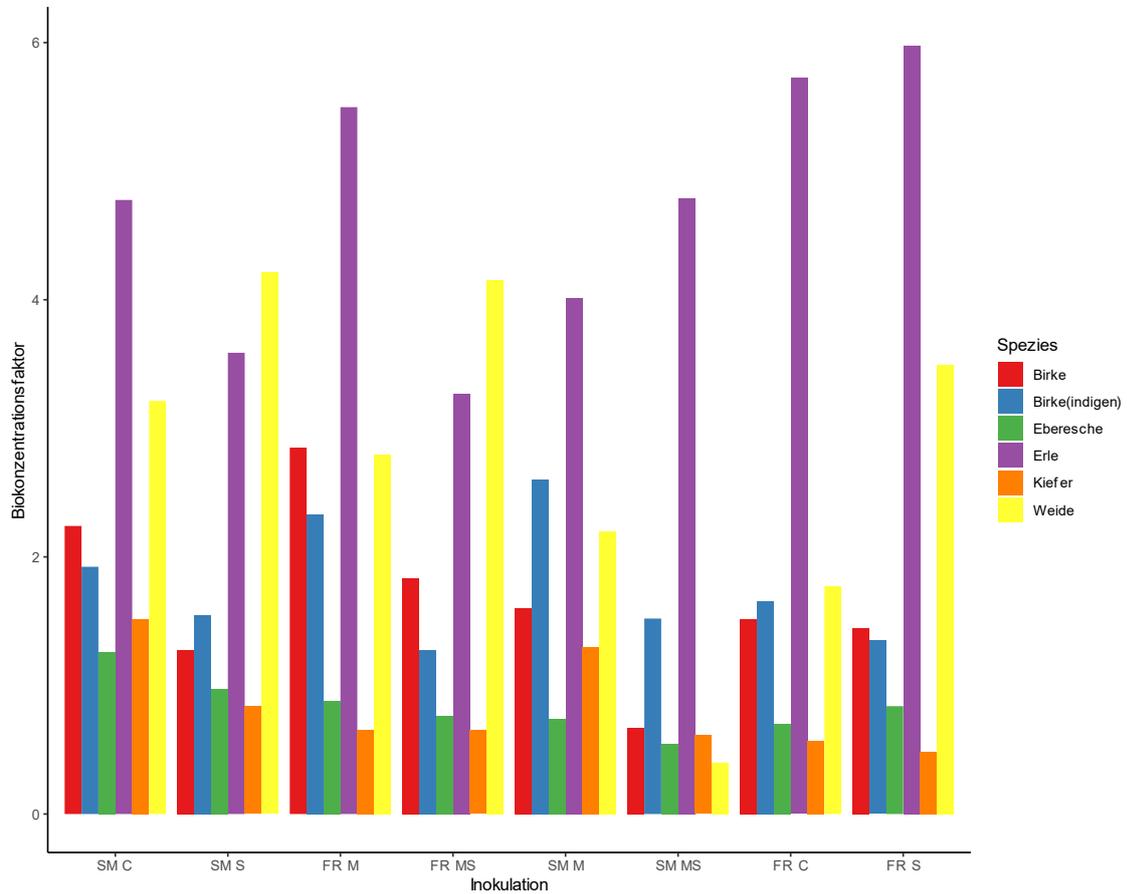


Abb. 72: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Cu.

Nickel

Für Nickel zeigten alle Bäume (Abb. 73), mit Ausnahme der Kiefern auf den Sub-Plots FR MS sowie FR C, einen BCF >1. Die höchsten Werte zeigten die Weiden, mit Ausnahme der Sub-Plots SM MS, FR C sowie FR S, auf diesen Sub-Plots wurden die höchsten Werte für die Erlen beobachtet. Weiterhin zeigten sich für die anderen Bäume teilweise stark schwankende Werte.

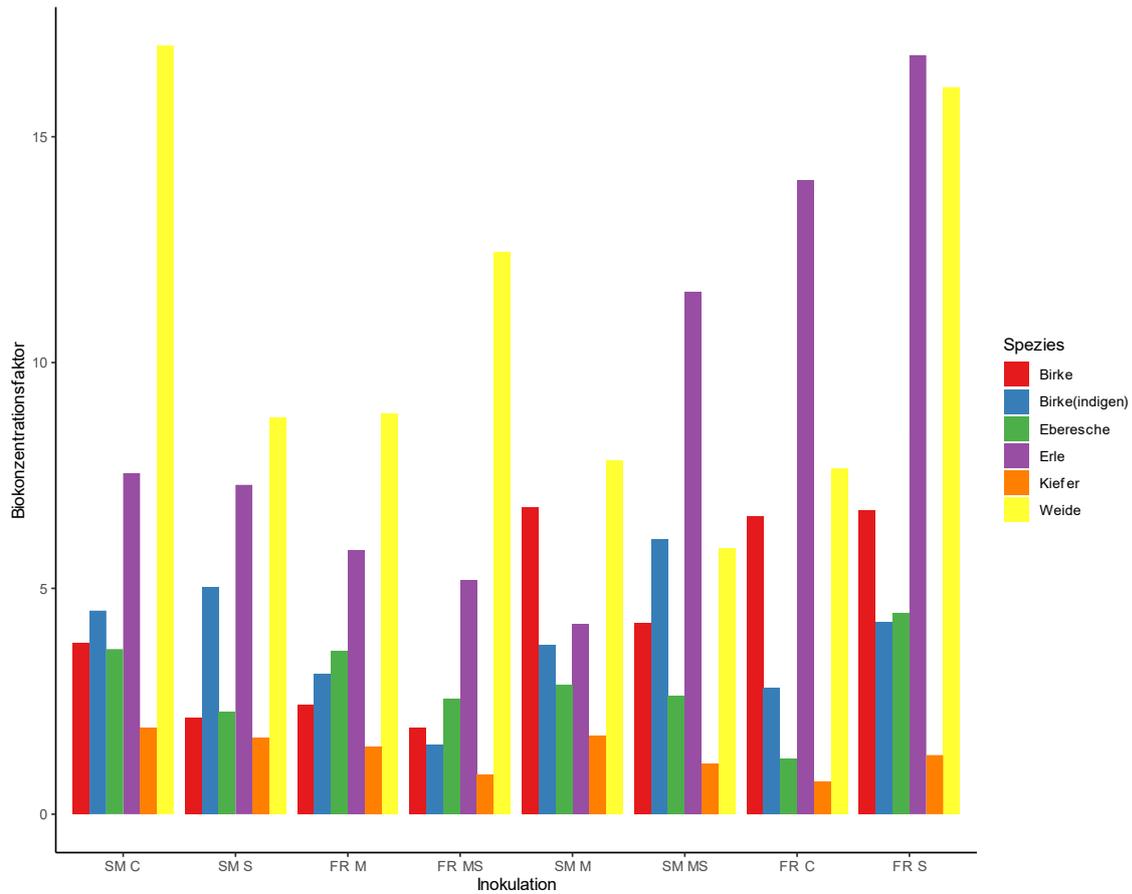


Abb. 73: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für Ni.

Uran

Für Uran (Abb. 74) zeigten alle Bäume sehr geringe BCF, wobei die Erlen die höchsten BCF besaßen.

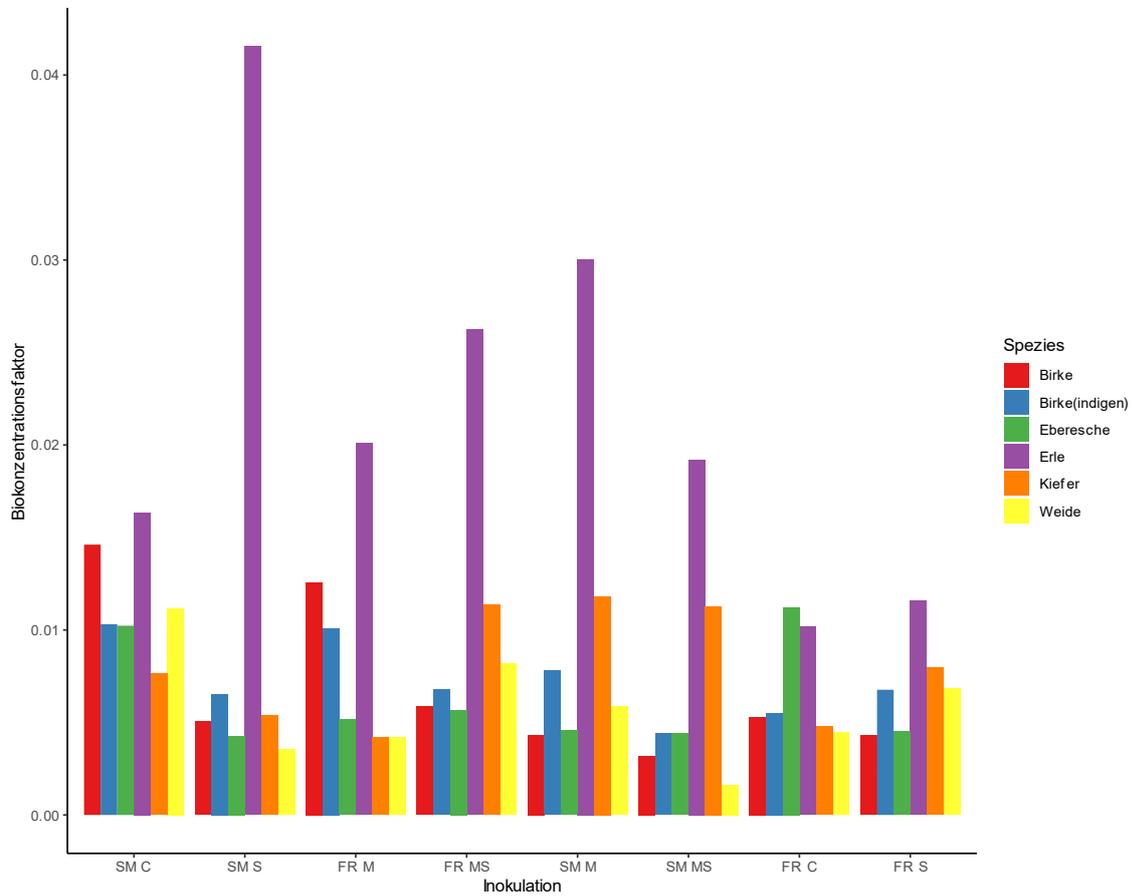


Abb. 74: Biokonzentrationsfaktoren der Bäume des Testfeldes EPP für U.

4. Diskussion

4.1. Einfluss der physikochemischen Bodenparameter auf die Mobilität der Metalle im Bodensubstrat

Der pH-Wert des Bodens ist ein entscheidender Faktor für die Größe und Diversität der im Boden lebenden mikrobiellen Gemeinschaft und für die bioverfügbaren Metallgehalte. Weiterhin hat der pH-Wert Einfluss auf das Wurzel- und Pflanzenwachstum. Die höchste Diversität und Größe der bakteriellen Gemeinschaft wurde in neutralen bis minimal sauren Böden festgestellt (Hinsinger et al. 2009). Der von den Pflanzen durchwurzelte Boden sowie der durch die Wurzeln beeinflusste Boden wird als Rhizosphäre bezeichnet. Die Rhizosphäre ist ein mikrobiologisch sehr diverses, dynamisches Habitat (Hinsinger et al. 2009). Extreme pH-Werte haben einen negativen Einfluss auf das Wurzelwachstum. Im stark sauren Milieu besitzen Aluminium, Mangan (welche phytotoxisch wirken können) sowie H^+ eine höhere Bioverfügbarkeit. Im stark alkalischen Milieu wiederum hat HCO_3^- einen hemmenden Einfluss auf das Wurzelwachstum (Hinsinger et al. 2009). Die Wurzeln können jedoch auch selbst Einfluss auf den pH-Wert des Bodens nehmen (z.B. durch Abgabe von Äpfelsäure). Der pH-Wert der Rhizosphäre kann sich um bis zu zwei pH-Einheiten gegenüber dem des umgebenden Bodens unterscheiden (Hinsinger et al. 2009). Damit kann die Rhizosphäre auch bei niedrigen bzw. hohen pH-Werten des umgebenden Bodens ein optimales Habitat für Mikroorganismen darstellen. Ein wichtiger Einflussfaktor auf den pH-Wert der Rhizosphäre ist der Transport geladener Teilchen in die Wurzel. Durch Aufnahme von Anionen bzw. Kationen kommt es zu einer Aufnahme bzw. Abgabe von Protonen, welches dem Ladungsausgleich innerhalb der Wurzeln dient. Ein Influx von mehr Kationen als Anionen in die Wurzel geht mit einer Abgabe von Protonen in die Rhizosphäre einher und damit einer Absenkung des pH-Wertes des Bodens. Eine Aufnahme von mehr Anionen als Kationen in die Wurzel geht mit einer Aufnahme von Protonen einher und führt damit zu einer Alkalisierung der Rhizosphäre (Hinsinger et al. 2003; Hinsinger et al. 2009). So kann die Pflanze aktiv den pH-Wert der Rhizosphäre regulieren.

Stickstoff ist für Pflanzen ein wichtiges Nährelement, dessen Aufnahme über die Wurzeln geschieht. Abhängig von der Form des im Boden vorliegenden Stickstoffes, kommt es zu einer Erhöhung (NO_3^-) bzw. zu einer Absenkung des pH-Wertes (NH_4^+ , Nitrifikation). Somit ist auch die Aufnahme von Stickstoff ein wichtiger Einflussfaktor auf den pH-Wert der Rhizosphäre. (Hinsinger et al. 2009; Hinsinger et al. 2003).

Ein weiterer Einflussfaktor auf den pH-Wert der Rhizosphäre ist die Zellatmung der Wurzelspitzen, was zu einer Erhöhung des Partialdruckes von CO_2 im Boden führt. Aus diesem CO_2 bildet sich mit Kohlensäure eine schwache Säure ($\text{pH} = 6,32$) (Hinsinger et al. 2003).

Ein niedriger pH-Wert des Bodens geht mit einer schlechteren Versorgung der Pflanzen mit essentiellen Nährstoffen einher. Metallionen sind im Boden vor allem an Tonmineralen, Oxiden sowie gelösten organischen Substanzen (DOM) adsorbiert (McLaren et al. 1998; Fischer et al. 2007; Scheffer et al. 2010). Die Adsorption lässt sich in zwei Arten unterteilen: außersphärische Komplexe und innersphärische Komplexe. Bei der außersphärischen Adsorption findet eine Hydratisierung des Metallions statt, wodurch es zu einer physikalischen Bindung der Metallionen an die Austauschoberflächen des Bodens kommt (Scheffer et al. 2010). Die außersphärische Komplexierung ist abhängig von der Ladung der Metallionen sowie von deren Ionenradius. Dabei verdrängen Ionen höherer Ladung solche mit niedrigerer ($\text{Al}^{3+} > \text{Ca}^{2+} > \text{Na}^+$). Bei gleicher Ladung verdrängen Ionen mit größerem Ionenradius solche mit kleinerem ($\text{Ca}^{2+} > \text{Mg}^{2+}$) (Abb. 76). Diese Art der Bindung ist schwach: die Metallionen sind leicht austauschbar an die Austauschoberflächen gebunden und damit bioverfügbar (Scheffer et al. 2010).

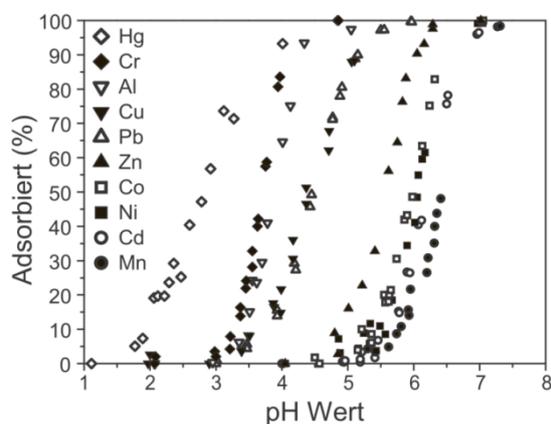


Abb. 75: pH – Abhängigkeit der Adsorption von Hg^{2+} , Cr^{3+} , Al^{3+} , Cu^{2+} , Pb^{2+} , Zn^{2+} , Co^{2+} , Cd^{2+} sowie Mn^{2+} an Goethit (Scheffer et al. 2010) nach (Fischer et al. 2007).

Bei der innersphärischen Komplexierung (Chemisorption) gehen die Metallionen koordinierte Bindungen mit den funktionellen Oberflächengruppen (O^{2-} , OH^-) der Tonminerale sowie Oxide ein, es kommt zu einer chemischen Bindung. Diese Bindungen sind stärker als die physikalischen Bindungen weshalb so gebundene Metallionen schlecht bioverfügbar sind. Die Chemisorption ist pH-abhängig und spezifisch für unterschiedliche Metallionen (Scheffer et al. 2010) (Abb. 76).

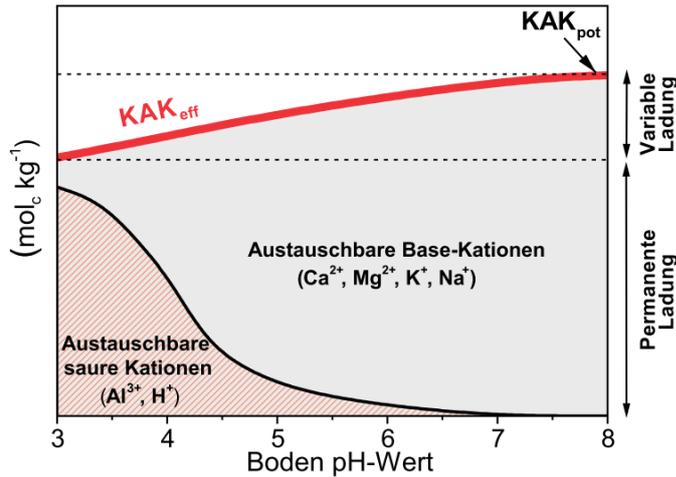


Abb. 76: Schematische Darstellung der pH-Wert Abhängigkeit der potentiellen sowie effektiven Kationenaustauschkapazität (Scheffer et al. 2010)

4.2. Beurteilung der Salzfracht der Bodensubstrate anhand der elektrischen Leitfähigkeit

Die elektrische Leitfähigkeit der Bodenlösung kann zur Beurteilung der Salzbelastung des Bodens (Versalzung) herangezogen werden. Unter Versalzung werden drei Parameter verstanden: eine hohe Natriumkonzentration (Sodifizierung), hohe Salzkonzentration sowie hoher Boden-pH-Wert (Daliakopoulos et al. 2016).

Tabelle 7: Klassifizierung der elektrischen Leitfähigkeit des Bodens nach Grad der Versalzung des Bodens nach Richards 1954

ECe [dS/m]	Klassifizierung
0 – 2	keine Versalzung
2 – 4	leichte Versalzung
4 – 8	moderate Versalzung
8 – 16	starke Versalzung
> 16	sehr starke Versalzung

Eine hohe Salzbelastung des Bodens geht mit verschiedenen Beeinträchtigungen des Bodensubstrates einher und hat sowohl Einfluss auf die mikrobielle Gemeinschaft im Boden als auch auf die Vegetation (Daliakopoulos et al. 2016). Sie lässt sich anhand ihrer Ursachen in zwei Klassen einteilen, die primäre sowie die sekundäre Versalzung (Daliakopoulos et al. 2016). Die primäre Versalzung hat ihre Ursachen in natürlichen Prozessen des Bodens sowie der Bodenbildung. Hierzu zählen z. B. chemische und physikalische Verwitterung und Transport aus dem Ausgangsgestein und Ablagerungen aus dem Grundwasser.

Weiterhin kann es auf von Meerwasser überschwemmten Böden zu einer Versalzung kommen (Daliakopoulos et al. 2016). Die sekundäre Versalzung hat ihre Ursachen in menschlichem Handeln, so z.B. aufgrund falscher Bewässerung, bspw. mit salzhaltigem Wasser, weiterhin kann eine schlechte Entwässerung des Bodens zu einer Versalzung führen (Daliakopoulos et al. 2016).

In Folge der Sodifizierung des Bodens verdrängen die Na^+ -Ionen unter anderem Ca^{2+} und Mg^{2+} aus dem Boden und werden dauerhaft an die Tonbestandteile im Boden gebunden, wodurch sich die Bodenstruktur ändert. Sodifizierte Böden sind anfälliger für Erosion durch Wasser und Wind, weiterhin bilden diese Böden beim Trocknen Krusten aus, welche z.B. die Wurzelbildung von Keimlingen sowie deren Austrieb hindern kann (Daliakopoulos et al. 2016). Die Versalzung wirkt sich in erster Linie auf die ökologischen Funktionen des Bodens aus, da es aufgrund der hohen pH-Werte sowie der hohen Salzkonzentrationen zu einer Abnahme der Diversität und Aktivität der mikrobiologischen Bodengemeinschaft kommt. Infolgedessen kommt es bei versalzten Böden zu einer Abnahme der organischen Bodensubstanz (SOC) (Daliakopoulos et al. 2016).

Die Ausgangssubstrate der Testflächen Gessenwiese und Kanigsberg unterschieden sich hinsichtlich ihrer physikochemischen Parameter. Deren Einfluss auf die Bioverfügbarkeit der im Boden vorhandenen Metalle und auf das Wachstum der Bäume auf den Testflächen Gessenwiese und Kanigsberg wurde untersucht.

4.3. Testfeld Gessenwiese

Das Testfeld Gessenwiese wurde im Jahr 2014 neu angelegt, wodurch die vorhandene Bodenstruktur zerstört wurde. Durch den Aushub des alten Bodens und dessen Wiedereinbringen mit der Rendzina wurden zusätzliche Heterogenitäten generiert. Die höheren Leitfähigkeitswerte der 5% sowie 20% Sub-Plots erklären sich aus der Zugabe von Rendzina zu dem auf der Gessenwiese vorliegenden Bodensubstrat, wodurch auch der höhere pH-Wert auf diesen Sub-Plots zustande kam. In den folgenden Jahren kam es durch Regen zu einer Auswaschung der Salze aus der oberen Bodenschicht und durch versickerndes Regenwasser eine Verlagerung in tiefere Bodenschichten.

Die Heterogenität des pH-Wertes innerhalb der 0% Sub-Plots lässt sich damit erklären, dass von Südwesten Grundwasser mit niedrigem pH-Wert unter den Kunststofftrennwänden der 0% Sub-Plots anströmt (Lonschinski et al. 2011) und anschließend durch kapillaren Aufstieg in die betreffenden Sub-Plots aufsteigt. Der niedrige pH-Wert des anströmenden Grundwassers rührt von den Gegebenheiten des Bodens als ehemaligen Laugungs- sowie Haldenaufstandsfläche her.

Die Bodenbehandlung der Gessenwiese umfasst neben der Zugabe von Rendzina auch eine mikrobiologische Behandlung. Jedoch kann davon ausgegangen werden, dass die Rendzinazugabe und das damit verbundene Anheben des pH-Wertes den stärksten Effekt auf den Metallgehalt im Boden sowie der Biomasse und die elektrische Leitfähigkeit des Bodens hatte. Dies zeigte sich bei den untersuchten Bäumen und Metallen in unterschiedlichen Ausprägungen.

Auf den 0% Sub-Plots wurden erhöhte Aluminiumgehalte festgestellt. Diese lassen sich durch die niedrigeren pH-Werte dieser Felder erklären, da es bei diesen pH-Werten zu einer verstärkten außersphärischen und damit leicht austauschbaren Adsorption der Aluminiumionen an den Austauschoberflächen des Bodens kommt. Durch Zugabe von Rendzina auf den 5% und 20% Sub-Plots konnten die Aluminiumgehalte signifikant verringert werden, aufgrund der niedrigeren Bioverfügbarkeit von Aluminium bei höherem pH. Diese Verringerung der Bioverfügbarkeit zeigte sich bei Aluminium und Nickel für alle Bäume, bei Cadmium für Birke sowie bei Uran für die Erlen.

Die anderen untersuchten Metalle zeigten das gleiche Muster teilweise signifikant erhöhter bioverfügbarer Konzentrationen im Boden auf den 0% Sub-Plots $MS > M > C$ gegenüber den 5% sowie 20% Sub-Plots. Dieses Muster lässt sich aus der pH-Wert-heterogenität der 0% Sub-Plots erklären: die pH-Werte korrelieren negativ mit den Metallgehalten des Bodens $MS < M < C$.

Im Dezember 2019 wurde auf dem Testfeld Gessenwiese die Ernte der im März 2016 gepflanzten Bäume durchgeführt. Anschließend erfolgte eine Messung der Metallgehalte in der Holzbiomasse.

Ein Vergleich der Metallgehalte der Holz- und der Blattbiomasse zeigte in beiden Pflanzenkompartimenten ähnliche Muster, jedoch bei teilweise sehr unterschiedlichen Metallgehalten.

Die Gehalte der Blätter waren teilweise um ein Vielfaches erhöht, eine Ausnahme bildete hier Cadmium dessen Gehalte in Holz und Blatt für die betrachteten Baumarten nahezu gleich waren. Die erhöhten Metallgehalte der Blätter erklären sich aus dem Umstand das die Bäume die Blätter als Speicher für nichtessentielle Metalle und für solche Metalle nutzen welche im Überschuss vorhanden sind (Clemens et al. 2002). Weiterhin können die überschüssigen Metalle am Ende der Wachstumsperiode durch Abwerfen der Blätter wieder abgegeben werden.

Bei der Bewertung der Remediationsleistung muss auch die gebildete Biomasse der entsprechenden Bäume berücksichtigt werden, da ein Baum, welcher nur mäßige Gehalte eines Metalls einlagert, bei höherer Biomasse in der Summe mehr Metalle aus dem Boden extrahieren kann als ein Baum, der hohe Gehalte einlagert, jedoch nur eine geringe Biomasse bildet. Die Betrachtung der Metallkonzentrationen in der Blattbiomasse zeigte, dass bei den auf der Gessenwiese gepflanzten Baumarten unterschiedliche Strategien im Umgang mit den im Boden vorhandenen Metallen zum Tragen kamen. So lagerten die Erlen z.B. geringe Cadmiumgehalte in der Blattbiomasse ein, während die Gehalte der Weiden um bis zu zwei Größenordnungen höher waren.

Für keines der untersuchten Metalle konnten in den Birken die höchsten Gehalte festgestellt werden. Birken bevorzugen saure Böden, weshalb sie gut an den Standort Gessenwiese angepasst waren, während sich die Zugabe von Rendzina, einhergehend mit einer pH-Wert-Erhöhung, negativ auf die Bildung von Biomasse auswirkte. Jedoch wirkte sich die Doppelinokulation von Mykorrhiza und Streptomyceten positiv auf die Bildung von Biomasse aus, da Birken mit einer Vielzahl von Ektomykorrhizapilzen assoziiert sind (u.a. *A. muscaria*, *H. crustuliniforme*, *L. laccata*, *T. terrestris*, *P. involutus*) (Atkinson 1992; San-Miguel-Ayanz et al. 2016) und auch *St. mirabilis* einen positiven Einfluss zeigte.

Von allen Bäumen zeigte die Erle auf sämtlichen Sub-Plots den größten Zuwachs, es ergab sich für die Biomassen ein Muster $C > M > MS$. Dieses Muster wurde für alle Rendzinazugaben beobachtet, wobei die größten Biomassen auf den 5% Sub-Plots gemessen wurden. Im Gegensatz zu den Birken, hatte die mikrobielle Inokulation einen negativen Einfluss auf das Erlenwachstum. Die Erle ist sehr spezifisch in Bezug auf die mit ihr assoziierten Mykorrhizapilze, (Molina 1981) fand drei mit *A. incana* assoziierte Ektomykorrhizapilze (*Alpova diplophloeus*, *Astraseus pteridis* sowie *P. involutus*). Von diesen war *P. involutus* Bestandteil der Mykorrhizainokulation der Testfelder.

Weiterhin fanden Kilpeläinen et al. 2019 vier Pilze, welche mit *A. incana* arbuskuläre Mykorrhiza ausbilden. Von diesen war *R. irregularis* Bestandteil der Mykorrhizainokulation der Testfelder. Trotzdem wirkte sich die mikrobielle Inokulation negativ auf das Wachstum der Erlen aus, da auf den Kontrollflächen der Zuwachs größer war. Ein Grund dafür kann ein erhöhter Kohlehydratbedarf des Pilzpartners aufgrund der anspruchsvollen Bodenbedingungen sein, wodurch die Mykorrhiza in Konkurrenz zu den Bäumen tritt (Baum et al. 2009). Weiterhin können auch antagonistische Wechselwirkungen der Aktinorrhiza mit der zugegebenen Mykorrhiza sowie *St. mirabilis* auftreten. Die Erlen zeigten für alle untersuchten Metalle, mit Ausnahme von Cadmium, die höchste Extraktionsleistung.

Das Wachstum der Weiden hingegen, wurde durch die Zugabe von Mykorrhiza verbessert, wobei auf dem 5% M Sub-Plot das beste Wachstum gemessen wurde. Das Wachstum auf dem 20% M Sub-Plot war geringer, was vermutlich der Anwesenheit einer Sal-Weide (*Salix caprea*) neben diesem Sub-Plot geschuldet ist, deren Wurzeln unter anderem in diesen Sub-Plot hineinwuchsen und somit eine Konkurrenz um Nährstoffe und Wasser darstellte. Die Weiden zeigten die höchsten Gehalte an Aluminium und Cadmium. Aufgrund der geringen Biomasse, war die Menge an extrahiertem Aluminium bei den Erlen signifikant höher. Die Cadmiumgehalte der Weidenblätter waren um bis zu zwei Größenordnungen höher als in den anderen Bäumen. Somit zeigten die Weiden die größte Extraktionsleistung der Bäume dieses Testfeldes. Verschiedene Studien fanden, das Weiden erhöhte Konzentrationen von Cadmium in der Biomasse einlagern können (Meers et al. 2007; Lunácková et al. 2003).

4.4. Testfelder Kanigsberg

Das Testfeld EPH war geprägt von niedrigen pH-Werten, welche sich zwischen Werten von 3,32 und 3,9 bewegten. Durch die Hanglage wurde das Testfeld EPH bei Regen von oben nach unten überspült. Des Weiteren erfolgte eine Anlieferung von Grundwasser aus der Hanglage über die gesamte Breite dieses Testfeldes. Das Durchspülen der ehemaligen Absetzerhalde durch Grund- sowie Regenwasser sorgte für eine ständige Nachlieferung von Protonen sowie Metallionen aus den höheren Hanglagen. Dies erklärt die Homogenität der gemessenen pH-Werte sowie der Konzentrationen der Metallionen und deren Stabilität im Laufe der Jahre.

Die pH-Werte des Testfeldes EPP lagen im neutralen Bereich und unterschieden sich nicht signifikant voneinander. Das Bodensubstrat war geprägt von einem höheren Anteil an Steinen und einem geringeren Anteil an Sand und Ton als auf dem Testfeld EPH, weshalb es eine geringere Wasserhaltekapazität als dieses besaß. Das Testfeld EPP lag auf einem Plateau und besaß kein Gefälle, es wurde daher nicht in demselben Maß von Regenwasser überspült wie EPH. Durch Regenwasser gelöste Metallionen wurden durch Versickern abtransportiert. Durch das schnelle Versickern bzw. Abfließen des anfallenden Regenwassers auf dem Testfeld EPP wurden ausgewaschene Ionen abtransportiert, was sich in einer niedrigeren elektrischen Leitfähigkeit dieses Testfeldes im Vergleich zum Testfeld EPH niederschlug.

Im direkten Vergleich der Testfelder EPH und EPP waren die bioverfügbaren Konzentrationen des Bodens von Aluminium, Kupfer und Uran auf dem Testfeld EPH gegenüber EPP erhöht. Für die Elemente Cadmium und Nickel wurden höhere Konzentrationen auf dem Testfeld EPP gemessen.

Die hohen bioverfügbaren Konzentrationen von Aluminium im Boden des Testfeldes EPH beruhten auf den niedrigen pH-Werten, aufgrund derer Aluminium außersphärisch an die Austauschoberflächen des Bodens gebunden war. Auf dem Testfeld EPP zeigten sich deutlich höhere pH-Werte (~pH 7), weshalb Aluminium nicht austauschbar gebunden war und die bioverfügbare Aluminiumkonzentrationen unterhalb der Nachweisgrenze lag.

Die Testfelder EPH und EPP unterschieden sich hinsichtlich der Konzentration von Cadmium im Boden. Dieser Unterschied lässt sich nicht anhand der pH-Werte erklären, da auf EPP bei höherem pH-Wert eine höhere Cadmium-Konzentration gemessen wurde. Eine mögliche Ursache dafür könnte ein höherer Schwarzschiefergehalt im Bodensubstrat sein, da Schwarzschiefer erhöhte Cadmiumwerte aufweist (Kubier et al. 2019).

Die Urankonzentrationen des Bodens sind auf dem Testfeld EPH höher als auf dem Testfeld EPP, da Uran bei niedrigerem pH-Wert eine größere Mobilität aufweist (Echevarria et al. 2001).

Die Bäume des Testfeldes EPH wiesen mit Ausnahme der Eberesche keine signifikanten Unterschiede im Wachstum zwischen den Baumarten auf. Sowohl hinsichtlich der pH-Werte als auch der Metallkonzentrationen war das Testfeld homogen.

Dieser Umstand, in Verbindung mit den fehlenden signifikanten Unterschieden innerhalb der einzelnen Baumarten, zeigt, dass die mikrobiologischen Behandlungen sowie die krautige Bepflanzung auf diesem Feld keinen signifikanten Einfluss auf das Wachstum der Bäume (mit Ausnahme der Eberesche) hatten.

Der Vergleich der Biomassen der Testflächen EPH und EPP zeigte bei allen Bäumen des Testfeldes EPH einen größeren Zuwachs. Auf dem Testfeld EPP wurden größere Unterschiede im Biomassezuwachs innerhalb der einzelnen Baumarten als auf dem Testfeld EPH beobachtet. Ursächlich dafür war unter anderem das vom Testfeld EPH verschiedene Bodensubstrat. Zwar war der Boden-pH-Wert des Testfeldes EPP mindestens zwei pH-Einheiten höher als auf dem Testfeld EPH und somit fast neutral, jedoch war aufgrund des höheren Kiesanteils des Testfeldes EPP die Wasserhaltekapazität des Bodensubstrates geringer als auf dem Testfeld EPH. Die geringere Verfügbarkeit von Wasser wirkte sich stärker negativ auf das Pflanzenwachstum aus als ein niedrigerer pH-Wert. Der Einfluss der schlechteren Wasserversorgung der Pflanzen auf dem Testfeld EPP zeigte sich für alle Bäume, mit Ausnahme der indigenen Birken, welche ein besseres Wachstum auf dem Testfeld EPP zeigten. Eine Erklärung dafür ist eine Anpassung der indigenen Birken an diesen Standort. Ein weiterer Unterschied der Standorte zueinander war die Sonneneinstrahlung. Das Testfeld EPH war von Bäumen gesäumt, welche das Testfeld am Morgen beschatteten. Das Testfeld EPP stellte daher einen schwierigeren Standort für die Bäume dar.

Die Ebereschen beider Testfelder zeigten die geringsten Biomassezuwächse der dort gepflanzten Bäume. Jedoch konnte für die Ebereschen ein positiver Einfluss der Streptomyceten-Inokulation auf das Baumwachstum beobachtet werden. Auf dem Testfeld EPH zeigte sich dieser Einfluss für alle Behandlungen (signifikant für Sub-Plots SM C < SM S, FR C < FR S), während dieser Einfluss auf dem Testfeld EPP nur auf den Sub-Plots SM C < SM S, FR C < FR S beobachtet wurde. Das Wachstum der Ebereschen lässt sich aus den ungünstigen Standortbedingungen erklären. Durch die exponierte Lage der Testfelder sowie deren schlechterer Wasserversorgung kam es zu dem beobachteten schlechteren Baumwachstum. Eberesche ist hitzetolerant, sofern dies nicht mit Wasserstress einhergeht (San-Miguel-Ayanz et al. 2016).

Aufgrund der geringen Zuwächse im Vergleich zu den anderen Bäumen kann eine Verwendung dieses Baumes im Kontext einer Kurzumtriebsplantage auf den untersuchten Testflächen nicht gerechtfertigt werden.

Die BCFs der Pflanzen für die jeweiligen Metall, unterschieden sich auf beiden Feldern teilweise erheblich, für Aluminium, Cadmium und Uran gar um eine Größenordnung, wobei die BCFs für Aluminium und Cadmium auf EPP erhöht waren, während Uran auf EPH die höheren Werte aufwies. Weiterhin konnten im Vergleich der Testfelder trotz unterschiedlicher BCFs ähnliche Muster festgestellt werden. Dabei zeigte sich, dass auf dem Testfeld EPP größere Heterogenitäten vorhanden waren als auf dem Testfeld EPH. Dies deckt sich mit den pH-Werten sowie den gemessenen Metallgehalten im Boden, welche auf dem Testfeld EPH homogener waren als auf EPP.

Die Kiefern beider Testfelder (EPH, EPP) wiesen den besten Zuwachs aller Bäume auf. Sie sind im Gegensatz zu den anderen Bäumen jedoch nicht zum Stockausschlag befähigt und daher als Kurzumtriebsbaum ungeeignet. Die Kiefer besitzt jedoch eine breite physiologische Amplitude, eine ausgeprägte Dürretoleranz, ist anspruchslos hinsichtlich des Bodens und weiterhin mit einer Großzahl von Mykorrhizapilzen assoziiert, was sie zu einem idealen Pionierbaum für die Besiedlung unterschiedlichster Böden macht (San-Miguel-Ayanz et al. 2016; Krakau et al. 2013) Weiterhin bietet sich ihr Einsatz zur Kontrolle des Grundwasserflusses an. In Verbindung mit einer krautigen Unterbepflanzung zur Erosionskontrolle kann so ein Auswaschen des Bodens verhindert werden (Krakau et al. 2013).

Von den zum Stockausschlag befähigten Bäumen zeigte die Erle den besten Zuwachs, in Kombination mit den bodenverbessernden Eigenschaften der Erle (Stickstofffixierung, Eintrag organischen Materials in den Boden) (Uri et al. 2002) bietet diese sich als Kurzumtriebsbaum auf den untersuchten Testfeldern an.

4.5. Ausblick

Eine abschließende Beurteilung der in der vorliegenden Arbeit untersuchten Parameter muss feldweise erfolgen, da die Testfelder sowohl hinsichtlich der Ausgangsbedingungen als auch der erfolgten Behandlungen verschieden sind.

Auf dem Testfeld Gessenwiese, welches hauptsächlich von niedrigen pH-Werten geprägt ist, wurde dieser durch das Einbringen von Rendzina auf Teilen des Testfeldes angehoben. Dies hatte den größten Effekt auf die Bioverfügbarkeit der Metalle des Bodens. Des Weiteren hatte der pH-Wert Einfluss auf die Einlagerung einiger Metalle in der Blattbiomasse und in einem geringeren Maße in der holzigen Biomasse. Weiterhin zeigte ein erhöhter pH-Wert einen negativen Effekt auf das Wachstum der Birken. Der Einfluss der mikrobiologischen Inokulationen zeigte sich besonders bei der Biomasse der Erlen, für welche auf allen Sub-Plots eine Abnahme der Biomasse $C > M > MS$ beobachtet wurde.

Im Hinblick auf die Eignung der Bäume im Rahmen einer Kurzumtriebsplantage zeigte die Erle die besten Ergebnisse sowohl bei der Biomasseproduktion als auch der Extraktionsleistung für Aluminium, Nickel und Uran.

Für die Nutzung des Holzes zur Erzeugung von Pellets zur Energiegewinnung existiert mit der DIN 17225-1:2021 ein Standard, welcher für die Nutzung der Pellets sowohl im häuslich/gewerblichen als auch im industriellen Rahmen Grenzwerte zur Metallbelastung (Cd, Cu, Ni) der Pellets festlegt. Der Cadmiumgehalt der Erlen lag oberhalb der Grenzwerte für die häusliche/gewerbliche, jedoch unterhalb des Grenzwertes für die industrielle Nutzung. Für Nickel lagen die Metallgehalte des Sub-Plots 0% MS knapp oberhalb dieses Wertes, welcher bei Nickel für häuslich-/gewerbliche sowie für industrielle Nutzung identisch ist. Für die Erzeugung von Holzpellets für die Energieerzeugung können die Holzschnitzel der Erlen mit weniger belastetem Holz durchmischt werden um den Gesamtgehalt an Cadmium und Nickel unter dem Grenzwert zu halten. Eine zukünftige (kommerzielle) Nutzung des Holzes wäre damit auf Grundlage der hier gezeigten Ergebnisse möglich.

Des Weiteren bietet die Pflanzung von Erlen einen Vorteil durch die Symbiose mit *F. alni*, welche es der Erle ermöglicht Stickstoff zu fixieren. Dadurch besitzt die Erle bodenverbessernde Eigenschaften, welche die anderen untersuchten Bäume nicht besitzen.

Die Felder EPH und EPP wiesen zwar einen identischen Feldaufbau auf, unterschieden sich jedoch hinsichtlich der Bodenbedingungen. Dies zeigte sich unter anderem in niedrigeren pH-Werten sowie höheren Aluminiumkonzentrationen auf dem Testfeld EPH. Der Vergleich der Biomassen zeigte auf dem Testfeld EPH für alle Bäume größere Zuwächse als auf dem Testfeld EPP, wobei von allen Bäumen auf beiden Feldern für die Kiefern das beste Wachstum gemessen wurde. Von den zum Stockausschlag fähigen Bäumen hatte die Erle auf EPH das beste Wachstum. Es zeigten sich keine signifikanten Einflüsse der mikrobiologischen Inokulationen auf das Baumwachstum, mit Ausnahme der Eberesche, welche durch ihr geringes Wachstum nicht für den Einsatz im Rahmen einer Kurzumtriebsplantage geeignet ist. Sowohl aufgrund des Wachstums als auch der bodenverbessernden Eigenschaften empfiehlt sich der Einsatz von Erlen auf dem Testfeld EPH. Für das Testfeld EPP kann ebenfalls eine Empfehlung für die Erlen ausgesprochen werden, wobei sich das Wachstum der Erlen nicht von dem der Birken unterschied, jedoch auch hier die Fähigkeit zur Stickstofffixierung ausschlaggebend ist.

Teil zukünftiger Arbeiten auf den Testfeldern Gessenwiese, EPP und EPH sollte die Überwachung des Einflusses der Ernte auf den Baumwuchs sowie die Biomasseproduktion sein. Weiterhin empfiehlt sich die Weiterführung der pH-Wert Messungen des Bodens, um sowohl den Einfluss der Bäume auf den Boden-pH-Wert als auch das Pufferpotential der verschiedenen Rendzinabehandlungen zu überwachen (Gessenwiese).

In Anbetracht der verschiedenen Bedingungen der Testfelder wäre es denkbar z.B. für das Testfeld EPP, welches die geringste Biomassezunahmen der untersuchten Felder aufwies, andere Pflanzen auf deren Eignung für die Verwendung im Rahmen einer Remediation zu untersuchen so z.B. Nutzhanf. Dieser besitzt ein tiefreichendes Wurzelsystem (Placido und Lee 2022), welches sowohl zur Stabilisierung erosionsgefährdeter Standorte als auch zur Kontrolle des Grundwassers eingesetzt werden kann. Darüber hinaus ist Nutzhanf in der Lage auf metallbelasteten Böden zu wachsen und Metalle (u.a. Cd, Cu, Ni) in die oberirdische Biomasse einzulagern. Die Biomasse kann dann anschließend, je nach Metallgehalt, einer Vielzahl von Nutzungsmöglichkeiten zugeführt werden u.a. Nutzung des Fasermaterials für Dämmung oder zur Erzeugung von Bioenergie (Placido und Lee 2022).

Zusammenfassung

Die Remediation ehemaliger Bergbaugebiete geht mit einer Reihe von Problemen einher, unter anderem einer großflächigen hohen Metallbelastung des Bodens sowie der Genese saurer Grubenwässer, welche zu einer Senkung des pH-Wertes und damit zur weiteren Freisetzung von Metallionen führt. Die Remediation einer solchen Altlast mittels herkömmlicher Methoden ist mit hohen Kosten verbunden und geht unter anderem mit einer Zerstörung der Bodenstruktur einher. Die als Phytoremediation bezeichnete Sanierung mit Hilfe von Pflanzen ist kostengünstiger und greift nicht in die Bodenstruktur ein, jedoch bedarf es einer längerfristigen Behandlung.

In der vorliegenden Arbeit werden die Auswirkungen verschiedener Bodenbehandlungen und mikrobiologischer Inokulationen auf das Wachstum sowie das Phytoremediationspotential verschiedener Baumarten auf dem Bodensubstrat eines ehemaligen Uranbergbaugebietes untersucht. Anhand dieser Daten wird die Eignung der Bäume für die Verwendung in einer Kurzumtriebsplantage bewertet. Dazu wurden Testflächen auf zwei ehemaligen Abraumhalden in Thüringen (Deutschland) angelegt. Die untersuchten Testflächen umfassten das Testfeld Gessenwiese auf der ehemaligen „Gessenhalde“ sowie die Testfelder Erosionsplot Hang (EPH) und Erosionsplot Plateau (EPP) auf dem Gebiet der Absetzerhalde Kanigsberg.

Auf der Gessenwiese wurden drei Baumspesies (Birke, Erle und Weide) auf neun Sub-Plots in unterschiedlichen Kombinationen von Rendzinazugabe sowie Mykorrhiza- und *Streptomyces mirabilis*-Inokulation gepflanzt. Auf den Testflächen EPH und EPP wurden Birken, Erlen, Ebereschen, Weiden und Kiefern gepflanzt, gemeinsam mit einer krautigen Unterbepflanzung aus *Secale cereale* var. *multicaule* und *Festuca rubra*.

Auf der Gessenwiese zeigte sich ein Einfluss der Rendzina auf den Metallgehalt im Boden sowie in der Holzbiomasse. Für die Birken wurde ein negativer Einfluss der Rendzina auf das Wachstum festgestellt. Für die Weiden wurde das beste Wachstum in Verbindung mit der Mykorrhizainokulation verzeichnet. Das beste Wachstum sowie Extraktionspotential auf der Gessenwiese für die untersuchten Metalle (mit Ausnahme von Cadmium und Kupfer) hatte die Erle. Das beste Wachstum zeigten die Erlen auf 5% Rendzina ohne mikrobiologische Inokulation.

Auf den Testfeldern EPH sowie EPP hatte die mikrobielle Inokulation keinen Einfluss auf das Wachstum der Bäume, mit Ausnahme der Eberesche auf EPH, wo die Zugabe von *Streptomyces mirabilis* P16B-1 einen positiven Effekt auf das Wachstum der Ebereschen zeigte. Die größte Biomassezunahme wurde bei den Kiefern gemessen, welche sich jedoch nicht für den Einsatz im Rahmen einer Kurzumtriebsplantage eignen. Von den für Kurzumtriebsplantagen geeigneten Bäumen wurden die höchsten Biomassezuwächse auf dem Testfeld EPH für die Erlen und auf dem Testfeld EPP für die Birken gemessen. Die höchsten Aufnahmen für einen Großteil der Metalle in die Blattbiomasse zeigten auf beiden Testfeldern die Erlen.

Anhand der vorliegenden Daten kann eine Empfehlung zur Pflanzung von Erlen zu Remediationszwecken des betrachteten ehemaligen Bergbaustandortes gegeben werden, da diese das beste Wachstum auf zwei der drei Testflächen zeigten. Weiterhin besaßen die Erlen auf dem Testfeld Gessenwiese das größte Phytoextraktionspotential der gepflanzten Bäume für einen Großteil der untersuchten Metalle. Diese Eigenschaften in Verbindung mit den bodenverbessernden Eigenschaften der Erlen machen diese zum idealen Baum für Standorte mit ähnlichen Bedingungen wie die untersuchten Testflächen.

Auf dem Testfeld EPH zeigten sich keine signifikanten Einflüsse der mikrobiellen Inokulationen auf das Baumwachstum mit Ausnahme der Ebereschen. Auf dem Testfeld EPP zeigten sich nur wenige signifikante Wechselwirkungen zwischen dem Baumwachstum und der mikrobiellen Inokulation, jedoch konnten keine Muster festgestellt werden.

Abstract

The remediation of former mining areas comes with a host of problems, for instance a widespread high metal contamination of the soil as well as the generation of acid mine drainage (AMD). AMD creates a feed-forward cycle whereby a decrease in pH in turn leads to the generation of even more AMD and an increased release of metals into the soil. The remediation of such a brownfield site with the help of conventional means is expensive, as well as highly invasive, destroying for example the soil structure. The decontamination with the help of plants, so called phytoremediation, on the other hand, is cheap, minimally invasive and leaves the soil-structure intact. The drawback of this method is that phytoremediation generally is a slow process requiring a lot of time.

The aim of this study was to determine the effects of different soil amendments as well as microbiological inoculations on the growth of different tree species and their phytoremediation potential on soil of a former uranium mining site. Furthermore, the suitability of the trees for a short rotation coppice plantation was investigated. For this, two different testing sites were set-up on two former mining waste rock dumps in Thuringia (Germany). The testing site Gessenwiese was established on the location of the former heap „Gessenhalde“, while the test fields Erosionsplot Hang (EPH) and Erosionsplot Plateau (EPP) were established at the location of the former heap „Absetzerhalde“.

On the Gessenwiese three different tree species (birch, alder and willow) were planted on nine sub-plots with different combinations of soil amendments (rendzina, to increase soil pH) and microbial inoculations (mycorrhiza, *Streptomyces mirabilis* P16B-1). On the test fields EPH and EPP six different tree species (birch, Kanigsberg indigenous birch, alder, willow, rowan, scots pine) were planted together with two different herbaceous plants, *Secale cereale* var. *multicaule* and *Festuca rubra*, as a ground cover.

On the test site Gessenwiese the addition of rendzina to the soil influenced both the bioavailable metal content in the soil, as well as the metal content in the leaf biomass. Furthermore, the addition of rendzina resulted in a negative influence on the growth of the birches. Willow grew best on sub-plots with mycorrhiza regardless of the rendzina content.

The best growth, as well as the highest potential for the extraction of the investigated metals (with the exception of cadmium) was shown by the alders. Their growth could be optimized with 5% rendzina and no microbial inoculations.

The microbial inoculations showed no effect on the tree growth at the testing sites EPH and EPP, with the exception of rowan on EPH, where the addition of *Streptomyces mirabilis* showed significant positive influence on plant growth. The biggest gain in biomass was observed for the scots pine, which is not suited for short rotation coppice. Among the trees suitable for short rotation coppice, alder showed the highest gain in biomass on EPH and birch on the test field EPP. On both fields, alder exhibited the highest uptake of metal from the soil into the plant biomass.

Based on the data at hand, the recommended tree for planting on the Gessenwiese and Kanigsberg is the alder. It showed the best growth on two of the three test fields, as well as the highest extraction potential among the planted trees for most of the investigated metals. Regarding microbial amendments, on the test field Gessenwiese the different trees showed the best growth with different microbial inoculations. The birches grew best with mycorrhizal/ *Streptomyces mirabilis* inoculation without rendzina, the alders grew best without microbial inoculation on 5% rendzina. The willows showed no significant differences between the amendments.

On the test site EPH there were no significant differences between the different amendments on the biomass growth except for rowan. On EPH there were a few significant differences in biomass growth, but there were no discernible patterns. These facts in combination with the soil improving properties of the alders make this tree the ideal plant for the remediation of this contaminated soil.

Literaturverzeichnis

Andresen, E.; Küpper, H. (2013): Cadmium toxicity in plants. In: *Metal ions in life sciences* 11, S. 395–413. DOI: 10.1007/978-94-007-5179-8_13.

Atkinson, M. D. (1992): *Betula Pendula* Roth (*B. Verrucosa* Ehrh.) and *B. Pubescens* Ehrh. In: *Journal of Ecology* 29 (4), Artikel 80, S. 837–870.

Auguie, B. (2017): gridExtra: Miscellaneous Functions for "Grid" Graphics. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=gridExtra>.

Baum, C.; Toljander, Y. K.; Eckhardt, K-U.; Weih, M. (2009): The significance of host-fungus combinations in ectomycorrhizal symbioses for the chemical quality of willow foliage. In: *Plant Soil* 323 (1-2), S. 213–224. DOI: 10.1007/s11104-009-9928-x.

DIN 17225-1:2021, Oktober 2021: Biogene Festbrennstoffe - Brennstoffspezifikationen und -klassen - Teil 1: Allgemeine Anforderungen.

Box, G. E. P.; Cox, D. R. (1964): An Analysis of Transformations. In: *Journal of the Royal Statistical Society: Series B (Methodological)* 26 (2), S. 211–243. DOI: 10.1111/j.2517-6161.1964.tb00553.x.

Büchel, G.; Bergmann, H.; Ebenå, G.; Kothe, E. (2005): Geomicrobiology in remediation of mine waste. In: *Geochemistry* 65, S. 1–5. DOI: 10.1016/j.chemer.2005.08.002.

Carlsson, E.; Büchel, G. (2005): Screening of residual contamination at a former uranium heap leaching site, Thuringia, Germany. In: *Geochemistry* 65, S. 75–95. DOI: 10.1016/j.chemer.2005.06.007.

Chen, L.; Liu, J.; Zhang, W.; Zhou, J.; Luo, D.; Li, Z. (2021): Uranium (U) source, speciation, uptake, toxicity and bioremediation strategies in soil-plant system: A review. In: *Journal of hazardous materials* 413, S. 125319. DOI: 10.1016/j.jhazmat.2021.125319.

Clemens, S.; Palmgren, M. G.; Krämer, U. (2002): A long way ahead: understanding and engineering plant metal accumulation. In: *Trends in plant science* 7 (7), S. 309–315. DOI: 10.1016/s1360-1385(02)02295-1.

Daliakopoulos, I. N.; Tsanis, I. K.; Koutroulis, A.; Kourgialas, N. N.; Varouchakis, A. E.; Karatzas, G. P.; Ritsema, C. J. (2016): The threat of soil salinity: A European scale review. In: *The Science of the total environment* 573, S. 727–739. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2016.08.177.

- Echevarria, G.; Sheppard, M. I.; Morel, J. (2001): Effect of pH on the sorption of uranium in soils. In: *Journal of Environmental Radioactivity* 53 (2), S. 257–264. DOI: 10.1016/S0265-931X(00)00116-8.
- Evangelou, M. W. H.; Conesa, H. M.; Robinson, B. H.; Schulin, R. (2012): Biomass Production on Trace Element–Contaminated Land: A Review. In: *Environmental Engineering Science* 29 (9), S. 823–839. DOI: 10.1089/ees.2011.0428.
- Fischer, L.; Brümmer, G. W.; Barrow, N. J. (2007): Observations and modelling of the reactions of 10 metals with goethite: adsorption and diffusion processes. In: *Eur J Soil Science* 58 (6), S. 1304–1315. DOI: 10.1111/j.1365-2389.2007.00924.x.
- Grawunder, A.; Lonschinski, M.; Merten, D.; Büchel, G. (2009): Distribution and bonding of residual contamination in glacial sediments at the former uranium mining leaching heap of Gessen/Thuringia, Germany. In: *Geochemistry* 69, S. 5–19. DOI: 10.1016/j.chemer.2008.06.001.
- Greger, M. (2004): Metal Availability, Uptake, Transport and Accumulation in Plants. In: M. N. V. Prasad (Hg.): *Heavy Metal Stress in Plants*. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg, S. 1–27.
- Harrell Jr., F. E. (2021): Hmisc: Harrell Miscellaneous. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=Hmisc>.
- Hinsinger, P.; Bengough, A. G.; Vetterlein, D.; Young, I. M. (2009): Rhizosphere: biophysics, biogeochemistry and ecological relevance. In: *Plant Soil* 321 (1-2), S. 117–152. DOI: 10.1007/s11104-008-9885-9.
- Hinsinger, P.; Plassard, C.; Tang, C.; Jaillard, B. (2003): Origins of root-mediated pH changes in the rhizosphere and their responses to environmental constraints: A review. In: *Plant and Soil* 248 (1/2), S. 43–59. DOI: 10.1023/A:1022371130939.
- Hyndman, R.; Athanasopoulos, G.; Bergmeir, C.; Caceres, G.; Chhay, L.; O'Hara-Wild, M. et al. (2022): Automatic time series forecasting: the forecast package for R. Online verfügbar unter <https://pkg.robjhyndman.com/forecast/>.
- Khorsandi, F.; Yazdi, F. A. (2007): Gypsum and Texture Effects on the Estimation of Saturated Paste Electrical Conductivity by Two Extraction Methods. In: *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 38 (7-8), S. 1105–1117. DOI: 10.1080/00103620701278120.

- Kilpeläinen, J.; Barbero-López, A.; Adamczyk, B.; Aphalo, P. J.; Lehto, T. (2019): Morphological and ecophysiological root and leaf traits in ectomycorrhizal, arbuscular-mycorrhizal and non-mycorrhizal *Alnus incana* seedlings. In: *Plant Soil* 436 (1-2), S. 283–297. DOI: 10.1007/s11104-018-03922-w.
- Kothe, E.; Varma, A. (Hg.) (2012): *Bio-Geo Interactions in Metal-Contaminated Soils*. Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg (Soil Biology).
- Krakau, U.; Liesebach, M.; Aronen, T.; Lelu-Walter, M.; Schneck, V. (2013): Scots Pine (*Pinus sylvestris* L.). In: L. E. Pâques (Hg.): *Forest Tree Breeding in Europe*, Bd. 25. Dordrecht: Springer Netherlands (Managing Forest Ecosystems), S. 267–323.
- Kubier, A.; Wilkin, R. T.; Pichler, T. (2019): Cadmium in soils and groundwater: A review. In: *Applied geochemistry : journal of the International Association of Geochemistry and Cosmochemistry* 108, S. 1–16. DOI: 10.1016/j.apgeochem.2019.104388.
- Lonschinski, M.; Merten, D.; Büchel, G. (2011): Flow dynamics of groundwater and soil water in the former heap Gessenhalde at the uranium mining area of Ronneburg: a stable isotope approach. In: *Hydrol. Process.* 25 (6), S. 861–872. DOI: 10.1002/hyp.7872.
- Lorenc-Plucińska, G.; Walentynowicz, M.; Niewiadomska, A. (2013): Capabilities of alders (*Alnus incana* and *A. glutinosa*) to grow in metal-contaminated soil. In: *Ecological Engineering* 58, S. 214–227. DOI: 10.1016/j.ecoleng.2013.07.002.
- Lunácková, L.; Masarovicová, E.; Král'ová, K.; Stresko, V. (2003): Response of fast growing woody plants from family Salicaceae to cadmium treatment. In: *Bulletin of environmental contamination and toxicology* 70 (3), S. 576–585. DOI: 10.1007/s00128-003-0024-2.
- Madigan, M. T. (2012): *Brock biology of microorganisms*. 13th ed. San Francisco: Benjamin Cummings.
- Mangiafico, S. (2020): rcompanion: Functions to Support Extension Education Program Evaluation. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=rcompanion>.
- Mann, L.; Tolbert, V. (2000): Soil Sustainability in Renewable Biomass Plantings. In: *Ambio* 29 (8), S. 492–498.

- McLaren, R. G.; Backes, C. A.; Rate, A. W.; Swift, R. S. (1998): Cadmium and Cobalt Desorption Kinetics from Soil Clays: Effect of Sorption Period. In: *Soil Sci. Soc. Am. J.* (62), S. 332–337.
- Meers, E.; Vandecasteele, B.; Ruttens, A.; Vangronsveld, J.; Tack, F. M. G. (2007): Potential of five willow species (*Salix* spp.) for phytoextraction of heavy metals. In: *Environmental and Experimental Botany* 60 (1), S. 57–68. DOI: 10.1016/j.envexpbot.2006.06.008.
- Molina, R. (1981): Ectomycorrhizal specificity in the genus *Alnus*. In: *Canadian Journal of Botany* 59, S. 325–334.
- Ogle, D. H.; Doll, J. C.; Wheeler, P.; Dinno, A. (2022): FSA: Fisheries Stock Analysis. Online verfügbar unter <https://github.com/fishR-Core-Team/FSA>.
- Paul, M.; Kahnt, R.; Eckart, M.; Jahn, S.; Baacke, D. (2003): Cover design of a backfilled open pit: based on a systems approach for a uranium mining site. Hg. v. M. Paul, R. Kahnt, M. Eckart, S. Jahn und D. Baacke. Cairns, Qld (Proceedings of the Sixth International Conference on Acid Rock Drainage).
- Pilon-Smits, E. (2005): Phytoremediation. In: *Annual review of plant biology* 56, S. 15–39. DOI: 10.1146/annurev.arplant.56.032604.144214.
- Placido, D. F.; Lee, C. C. (2022): Potential of Industrial Hemp for Phytoremediation of Heavy Metals. In: *Plants (Basel, Switzerland)* 11 (5). DOI: 10.3390/plants11050595.
- Pulford, I. (2003): Phytoremediation of heavy metal-contaminated land by trees—a review. In: *Environment International* 29 (4), S. 529–540. DOI: 10.1016/S0160-4120(02)00152-6.
- R Core Team (2021): R: A Language and Environment for Statistical Computing. Vienna, Austria: R Foundation for Statistical Computing. Online verfügbar unter <https://www.R-project.org>.
- Rahman, R.; Upadhyaya, H. (2021): Aluminium Toxicity and Its Tolerance in Plant: A Review. In: *J. Plant Biol.* 64 (2), S. 101–121. DOI: 10.1007/s12374-020-09280-4.
- Raspé, O.; Findlay, C.; Jacquemart, A. (2000): *Sorbus aucuparia* L. In: *British Ecological Society* 88 (5), S. 910–930.
- Revelle, W. (2022): psych: Procedures for Psychological, Psychometric, and Personality Research. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=psych>.

Rout, G. R.; Samantaray, S.; Das, P. (2001): Aluminium toxicity in plants: a review. In: *Agronomie* 21 (1), S. 3–21. DOI: 10.1051/agro:2001105.

San-Miguel-Ayanz, J.; Rigo, D.; Caudullo, G.; Durrant, T. H.; Mauri, A. (2016): European atlas of forest tree species. 2016. Aufl. Luxembourg: Publication Office of the European Union.

Scheffer, F.; Schachtschabel, P.; Blume, H.; Brümmer, G. W.; Horn, R.; Kandeler, E. et al. (2010): Lehrbuch der Bodenkunde. 16. Auflage. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag. Online verfügbar unter <http://site.ebrary.com/lib/alltitles/docDetail.action?docID=10359930>.

DIN 15933:2012, August 2012: Schlamm, behandelter Bioabfall und Boden - Bestimmung des pH-Werts, zuletzt geprüft am 11.2012.

Schmidt, A.; Haferburg, G.; Lischke, U.; Merten, D.; Ghergel, F.; Büchel, G.; Kothe, E. (2009): Heavy metal resistance to the extreme: Streptomyces strains from a former uranium mining area. In: *Geochemistry* 69, S. 35–44. DOI: 10.1016/j.chemer.2007.11.002.

Schmidt, A.; Haferburg, G.; Sineriz, M.; Merten, D.; Büchel, G.; Kothe, E. (2005): Heavy metal resistance mechanisms in actinobacteria for survival in AMD contaminated soils. In: *Geochemistry* 65, S. 131–144. DOI: 10.1016/j.chemer.2005.06.006.

Shabbir, Z.; Sardar, A.; Shabbir, A.; Abbas, G.; Shamshad, S.; Khalid, S. et al. (2020): Copper uptake, essentiality, toxicity, detoxification and risk assessment in soil-plant environment. In: *Chemosphere* 259, S. 127436. DOI: 10.1016/j.chemosphere.2020.127436.

Sousa, J. A. de J.; Olivares, F. L. (2016): Plant growth promotion by streptomycetes: ecophysiology, mechanisms and applications. In: *Chem. Biol. Technol. Agric.* 3 (1). DOI: 10.1186/s40538-016-0073-5.

Takarina, N. D.; Pin, T. G. (2017): Bioconcentration Factor (BCF) and Translocation Factor (TF) of Heavy Metals in Mangrove Trees of Blanakan Fish Farm. In: *Makara J. Sci.* 21 (2). DOI: 10.7454/mss.v21i2.7308.

Tang, Y.; Horikoshi, M.; Li, W. (2016): ggfortify: Data Visualization Tools for Statistical Analysis Results. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=ggfortify>.

Ternes, W. (2013): Biochemie der Elemente. Dordrecht: Springer Berlin Heidelberg.

Tukey, J. W. (1949): Comparing Individual Means in the Analysis of Variance. In: *Biometrics* 5 (2), S. 99. DOI: 10.2307/3001913.

Uri, V.; Tullus, H.; Löhmus, K. (2002): Biomass production and nutrient accumulation in short-rotation grey alder (*Alnus incana* (L.) Moench) plantation on abandoned agricultural land. In: *Forest Ecology and Management* 161 (1-3), S. 169–179. DOI: 10.1016/S0378-1127(01)00478-9.

Weiler, E. W.; Nover, L. (2008): Allgemeine und molekulare Botanik. 1. Aufl. Stuttgart: Thieme. Online verfügbar unter <http://ebooks.thieme.de/9783131476616/1>.

Wickham, H. (2016): *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*: Springer-Verlag. Online verfügbar unter <https://ggplot2.tidyverse.org>.

Wickham, H.; Bryan, J. (2019): *readxl: Read Excel Files*. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=readxl>.

Wickham, H.; Henry, L.; Thomas, L. P.; Luciani, T. J.; Decorde, M.; Lise, V. (2022): *svglite: An 'SVG' Graphics Device*. Online verfügbar unter <https://CRAN.R-project.org/package=svglite>.

Wilcoxon, F. (1945): Individual Comparisons by Ranking Methods. In: *Biometrics Bulletin* 1 (6), S. 80. DOI: 10.2307/3001968.

Wismut GmbH (Hg.) (2010): *Chronik der Wismut*. Unter Mitarbeit von R. Prokop, H. Böttcher, R. Daenecke, W. Damm, E. Hempel, K. Keller et al. Chemnitz.

Yusuf, M.; Fariduddin, Q.; Hayat, S.; Ahmad, A. (2011): Nickel: an overview of uptake, essentiality and toxicity in plants. In: *Bulletin of environmental contamination and toxicology* 86 (1), S. 1–17. DOI: 10.1007/s00128-010-0171-1.

Anhang

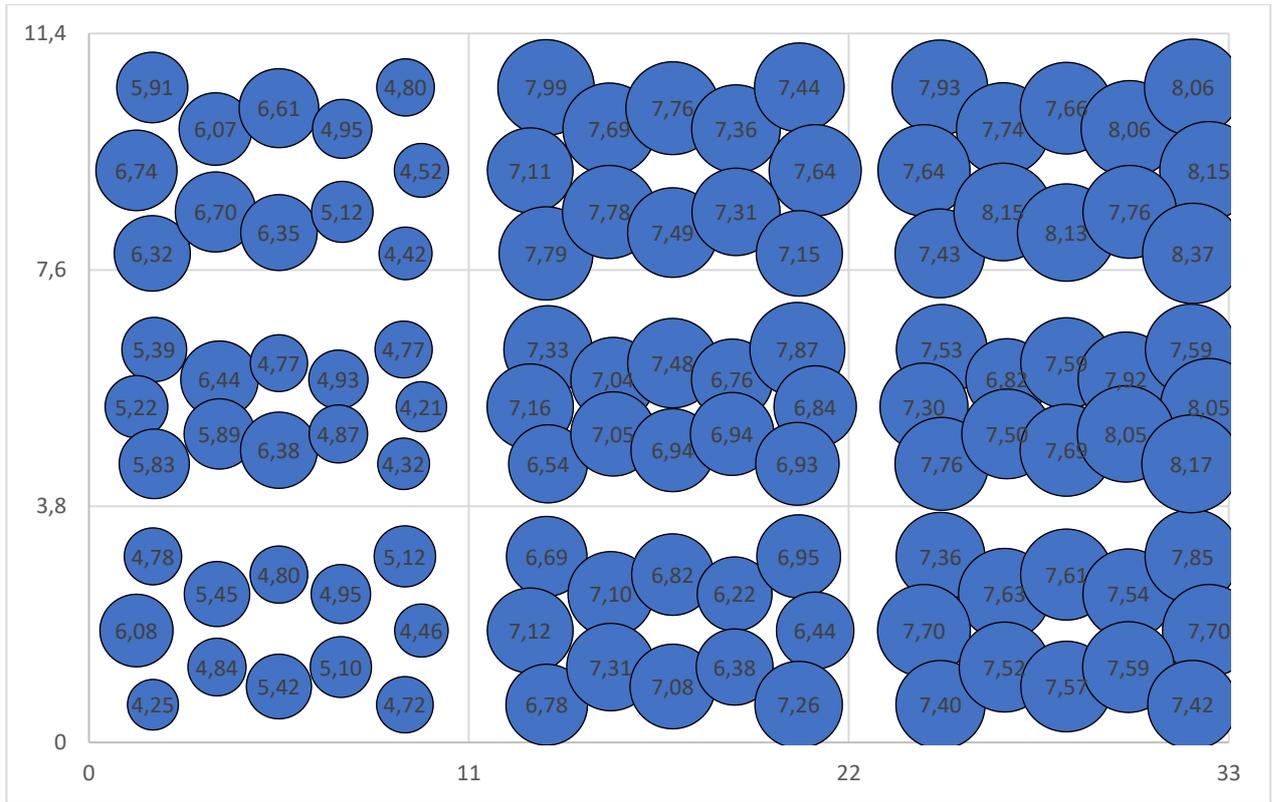


Abb. 77: Darstellung der pH-Werte des Testfeldes Gessenwiese des Jahres 2016 zu Zeitpunkt der Probennahme im September.

Danksagung

Ich möchte mich recht herzlich bei Frau Prof. Dr. Kothe für die Möglichkeit zur Erstellung der vorliegenden Arbeit bedanken, weiterhin möchte ich mich für ihr stets offenes Ohr für Fragen und Probleme, welche sich im Verlauf der Arbeit ergaben, bedanken. Auch für das angenehme, familiäre und familienfreundliche Arbeitsumfeld, welches im Institut herrscht, bin ich Frau Prof. Dr. Kothe sehr dankbar. Des Weiteren gilt mein Dank Prof. Dr. Büchel, welcher freundlicherweise als Zweitbetreuer fungierte.

Weiterhin gilt mein Dank den Mitarbeitenden des Instituts für Geowissenschaften, allen voran Prof. Dr. Thorsten Schäfer. Darüberhinaus Dr. Daniel Mirgorodsky, Dr. Arno Märten, Markus Riefenstahl und Dietrich Berger für die tatkräftige Unterstützung auf den Testfeldern. Dr. Dirk Merten und Dr. Neele van Laaten für die Analyse unzähliger Proben sowie Ulrike Buhler für die tatkräftige Unterstützung bei der Präparation ebendieser Proben.

Besonderer Dank gebührt Hanka Brangsch deren Unterstützung, Hilfsbereitschaft und motivierende Worte maßgeblich zur Fertigstellung dieser Arbeit beigetragen haben.

Weiterhin möchte ich meiner Frau Nadine, meiner Tochter Elli und meiner Familie, die mich durch die Höhen und Tiefen der Promotion begleitet haben, für ihre Inspiration, Unterstützung, Liebe und nicht endend wollende Dinofakten danken.

Last, but definitely not least, möchte ich mich bei meinen (aktuellen, sowie vergangenen) Kollegen des Institutes für Mikrobiologie bedanken, die mehr als einmal zusammenkamen um bei schweißtreibender Feldarbeit zu helfen. Weiterhin möchte ich Kevin, Flávio aka „Fabbrizzio“, Marlene, Marie, Bob, Lea, Benni, Katja, Anna, Christin, Thommi, Micha, Uwe, Jenny, Peggy und Johanna für die Brainstorming-Sessions, Gespräche, Hilfestellung beim „R“-lernen sowie dem Spaß abseits der Arbeit danken.

Selbstständigkeitserklärung

Hiermit versichere ich, David Fürst, die vorliegende Arbeit „Einfluss mikrobiologischer Behandlungen auf das Phytoremediationspotential verschiedener Baumarten auf metallbelasteten Böden eines ehemaligen Bergbaustandortes“ selbstständig verfasst und keine anderen als die angegebenen Quellen und Hilfsmittel benutzt habe. Weiterhin ist mir die geltende Promotionsordnung der Fakultät für Biowissenschaften bekannt. Darüber hinaus wurde nicht die Hilfe einer kommerziellen Promotionsvermittlung in Anspruch genommen und es wurden weder mittelbar, noch unmittelbar geldwerte Leistungen an Dritte für Arbeiten im Zusammenhang mit der Dissertation gezahlt. Die Arbeit wurde in keiner anderen Fakultät oder Universität eingereicht.

David Fürst