



universität
wien

MASTERARBEIT / MASTER'S THESIS

Titel der Masterarbeit / Title of the Master's Thesis

Die Schwermetallbelastung von *Phragmites australis* und
dessen Potential zur Phytoremediation

verfasst von / submitted by

Isabelle Meyer BSc

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

Master of Science (MSc)

Wien, 2016/ Vienna 2016

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

A 066 832

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

Botanik

Betreut von / Supervisor:

ao. Univ.-Prof. Dr. Irene Lichtscheidl-Schultz

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei all denjenigen bedanken, die mich während dem Erstellen meiner Masterarbeit unterstützt und immer wieder motiviert haben:

Ein großer Dank gebührt meiner Familie und meinen Freunden, die mich die letzten Jahre während meines Studiums großartig unterstützt und mir während dem Verfassen der Masterarbeit Motivation gegeben haben.

Außerdem möchte ich Frau ao. Univ.-Prof. Dr. Irene Lichtscheidl-Schultz für die Betreuung meiner Masterarbeit und auch dafür dass sie mir immer mit hilfreichen Tipps und konstruktiver Kritik beiseite stand, danken.

Herrn Mag. Dr. Wolfram Adlassnig danke ich für seine umfangreiche und geduldige Betreuung bei der Probennahme, im Labor und beim Anfertigen dieser Arbeit.

Daneben gilt mein Dank, Ass.-Prof. Mag. Dr. Ingeborg Lang, die Stundenlang meine Arbeit korrekturgelesen und mir oft mit ihrem fachlichen Wissen ausgeholfen hat. Herrn Mag. Dr. Stefan Sassmann und Frau Mag. Dr. Marianne Koller-Peroutka möchte ich für ihre Hilfe während der Probennahme und im Labor danken.

Für die ICP OES-Messungen möchte ich Herrn Ass.-Prof. i. R. Mag. Dr. Wilfried Körner und Herrn Priv.-Doz. Dr. Markus Puschenreiter danken.

Meiner guten Freundin und Unikollegin Lisa Alappat, BSc möchte ich für ihre intensive Unterstützung im Studium und während der gesamten Masterarbeit danken, sie hat mich immer aufgebaut und mir fachlich weiter geholfen.

Zu guter Letzt möchte ich mich noch bei all denjenigen, der Core Facility Cell Imaging and Ultrastucture Research der Universität Wien bedanken, welche nicht namentlich genannt wurden. Jeder der Abteilung hat mir mit meiner Masterarbeit geholfen und dazu beigetragen, dass ich eine schöne Zeit in der Abteilung hatte.

Inhaltsverzeichnis

Kapitel	Seite
Danksagung	
Abstract	1
Zusammenfassung	3
1 Einleitung	7
1.1 Schwermetalle bzw. Schwermetallstandorte	7
1.1.1 Eigenschaften von Schwermetallen	7
1.1.2 Überlebensstrategien auf schwermetallreichen Böden	8
1.1.2.1 Nickel (Ni)	9
1.1.2.2 Kupfer (Cu)	10
1.1.2.3 Eisen (Fe)	10
1.1.2.4 Mangan (Mn)	11
1.1.2.5 Zink (Zn)	11
1.1.3 Toxische nicht-essentielle Elemente	12
1.1.3.1 Cadmium (Cd)	12
1.1.3.2 Quecksilber (Hg)	12
1.1.3.3 Blei (Pb)	13
1.1.3.4 Chrom (Cr)	13
1.1.3.5 Arsen (As)	14
1.1.4 Schwermetallstandorte Allgemein	14
1.1.4.1 Primäre Schwermetallstandorte	14
1.1.4.2 Sekundäre Schwermetallstandorte	15
1.1.4.3 Tertiäre Schwermetallstandorte	15
1.1.5 Schwermetallvegetation	15
1.1.5.1 <i>Silene</i> -Stadium	16
1.1.5.2 <i>Minuartia</i> -Stadium	16

1.1.5.3 <i>Euphrasia</i> -Stadium	17
1.1.5.4 Pflanzenvielfaltreiches-Stadium	17
1.1.5.5 <i>Achillea</i> -Stadium	18
1.1.5.6 <i>Cladonia</i> -Stadium	18
1.1.5.7 Dauergesellschaften auf Schwermetallböden	18
1.1.6 Phytoremediation	19
1.2 Baia Mare	21
1.2.1 Bergbau in Baia Mare	21
1.2.2 Der Baia Mare Unfall	22
1.2.3 Heutige Situation in Baia Mare	23
1.3 Schilf Allgemein	24
1.3.1 Systematik und Verbreitung	25
1.3.2 Anatomie	25
1.4 Ziele und Hypothesen der vorliegenden Arbeit	26
2 Material und Methode	28
2.1 Probennahme	28
2.1.1 Allgemein	28
2.1.2 Chlorophyllfluoreszenz	29
2.1.3 Begleitarten	29
2.1.4 Wasseranalysen	29

2.2 Bodenanalysen	30
2.2.1 Korngrößenbestimmung	30
2.2.2 Humusbestimmung durch Nassoxydation	32
2.2.3 Bodenaufschlüsse	32
2.2.3.1 Extrakte mit Königswasser ($\text{HCl}:\text{HNO}_3 = 3:1$)	32
2.2.3.2 Pflanzenverfügbare Schwermetall	33
2.2.3.3 ICP OES-Messungen	34
2.3 Aufnahme und Toleranz	34
2.3.1 Resistenzversuche	34
2.3.2 Pflanzenaufschlüsse	35
2.4 Anatomie	35
2.4.1 Einbettung	36
2.4.2 Entparaffinieren und Färbemethoden	36
2.4.3 Lichtmikroskopie	36
2.5 Statistische Analysen	37
3 Ergebnisse	38
3.1 Beobachtungen im Freiland	38
3.1.1 Standort neue Halde (NH)	38
3.1.2 Standort alte Halde (OH)	40
3.1.3 Standort unter dem Rohr (UR)	41
3.1.4 Standort Breitenbrunn (NS)	42
3.1.5 Wasseranalysen	42
3.1.6 Begleitarten	44

3.2 Bodeneigenschaften	45
3.2.1 Beschaffenheit des Bodens	45
3.2.2 pH und Eisengehalte	46
3.2.3 Korngröße und Humusgehalt	47
3.2.4 Verfügbarkeiten und Metallgehalte im Boden	48
3.2.4.1 Kalzium (Ca)	48
3.2.4.2 Magnesium (Mg)	51
3.2.4.3 Eisen (Fe)	54
3.2.4.4 Mangan (Mn)	56
3.2.4.5 Arsen (As)	58
3.2.4.6 Cadmium (Cd)	60
3.2.4.7 Kobalt (Co)	62
3.2.4.8 Chrom (Cr)	65
3.2.4.9 Kupfer (Cu)	66
3.2.4.10 Nickel (Ni)	68
3.2.4.11 Blei (Pb)	70
3.2.4.12 Zink (Zn)	72
3.3 Schwermetalltoleranz & -aufnahme	75
3.3.1 Resistenzreihe	75
3.3.2 Chlorophyllfluoreszenz	75
3.3.3 Transferraten & Schwermetallgehalten in den Pflanzenorganen	76
3.3.3.1 Kalzium (Ca)	76
3.3.3.2 Magnesium (Mg)	78
3.3.3.3 Eisen (Fe)	80
3.3.3.4 Mangan (Mn)	82
3.3.3.5 Arsen (As)	84

3.3.3.6 Cadmium (Cd)	86
3.3.3.7 Kobalt (Co)	88
3.3.3.8 Chrom (Cr)	90
3.3.3.9 Kupfer (Cu)	92
3.3.3.10 Nickel (Ni)	94
3.3.3.11 Blei (Pb)	96
3.3.3.12 Zink (Zn)	98
 3.4 Anatomie	 101
3.4.1 Die Wurzel	101
3.4.2 Das Rhizom	102
3.4.3 Der Stängel	104
 4 Diskussion	 106
4.1 <i>Phragmites australis</i> als Bioakkumulator	107
4.1.1 Kalzium (Ca)	108
4.1.2 Magnesium (Mg)	109
4.1.3 Eisen (Fe)	109
4.1.4 Mangan (Mn)	110
4.1.5 Arsen (As)	111
4.1.6 Cadmium (Cd)	111
4.1.7 Kobalt (Co)	112
4.1.8 Chrom (Cr)	112
4.1.9 Kupfer (Cu)	113
4.1.10 Nickel (Ni)	114
4.1.11 Blei (Pb)	114
4.1.12 Zink (Zn)	115
4.1.13 <i>Phragmites australis</i> und Schwermetalle.....	116

4.2 Ansäuerung des Bodens durch Eisenoxidation	118
4.3 Beeinträchtigung auf Schwermetallhalden	
bei Schilf wegen zellulärer Toleranz möglich.....	119
4.4 Verfrühte Bildung einer lignifizierten Exodermis	121
4.5 Revegetation unter nassen Bedingungen möglich	122
 Abbildungsverzeichnis	 124
Tabellenverzeichnis	126
Literaturverzeichnis	128
Korrelationen	138

Abstract

Mine tailings may contain metals and chemicals used for metal extraction but virtually no nutrients or humus, leading to an extremely hostile substrate for plants. Such mine tailings form a major threat for people and environment, both by chronical release of heavy metals or by catastrophic events like in 2000 in Baia Mare (RO). For remediation a closed vegetation cover is crucial but few plant species are suitable.

This study analyses the potential of *Phragmites australis* (Poaceae) to colonise metal rich mine tailings and its influence on the mine waste substrate. The extensive mine tailing landscape at Baia Mare (RO) served as test sites and were compared to a non-contaminated site in Breitenbrunn (AT). To test the hypotheses of this study the cellular tolerance, the heavy metal content of soils and plants and their anatomy were analysed.

Compared to control plants, *P. australis* from mine tailings exhibits increased cellular tolerance towards Cu^{2+} , Pb^{2+} and Mn^{2+} . Stress symptoms were rather found due to low groundwater levels than to high metal concentrations. Within *P. australis* populations, the substrate contained more humus and was less acidic.

Under rather dry conditions, aeration of the soil may lead to undesired side effects which are not observed under flooding. A proper design of the mine tailing will facilitate the establishment of *P. australis* and prevent undesirable acidification.

Zusammenfassung

Abraummaterial enthaltende Absetzbecken können Metalle und Chemikaliene enthalten, welche für die Metall-Extraktion verwendet wurden. Allerdings besitzt das Substrat dieser Absetzbecken so gut wie keine Nährstoffe oder Humus, was eine extrem feindselige Umgebung für Pflanzen schafft. Über ständige Freisetzung bzw. über Umweltkatastrophen wie 2000 in Baia Mare (RO), gelangen Schwermetalle in Luft und Wasser und bilden somit eine große Bedrohung für Mensch und Umwelt. Für die Remediation dieser Absetzbecken ist die Ausbildung einer geschlossenen Vegetationsdecke ein wichtiger Schritt, aber nur wenige Pflanzenarten sind dafür geeignet.

Diese Arbeit analysiert die Schwermetallbelastung von *Phragmites australis* (Poaceae) und dessen Potential zur Phytoremediation. Proben wurden bei großflächigen Abraummalden in Baia Mare (RO) und bei einem unkontaminierten Standort in Breitenbrunn (Bgld) genommen. Um die aufgestellten Hypothesen zu testen, wurden die zelluläre Toleranz, die Schwermetallgehalte von Boden und Pflanzen, sowie die Anatomie von *P. australis* analysiert.

Verglichen mit den Kontrollpflanzen weisen Pflanzen schwermetall-kontaminierter Standorte bezüglich Cu^{2+} , Pb^{2+} und Mn^{2+} eine erhöhte zelluläre Toleranz auf. Auftretende Stresssymptome waren eher wegen eines niedrigen Grundwasserspiegels, als wegen der erhöhten Schwermetall-konzentrationen vorhanden. Innerhalb von *P. australis* Kolonien, enthält das Substrat mehr Humus und ist weniger sauer.

Unter relativ trockenen Bedingungen kann die Belüftung des Bodens zu unerwünschten Nebeneffekten führen, welche nicht im Nassen auftreten. Mit Hilfe von Maßnahmen für eine kontrollierte Bewässerung und Drainage der Auffangbecken kann die Ausbildung einer *P. australis* Kolonie unterstützt und eine unerwünschte Ansäuerung des Substrates verhindert werden.

1 Einleitung

1.1 Schwermetalle bzw. Schwermetallstandorte

1.1.1 Eigenschaften von Schwermetallen

Schwermetalle sind chemische Elemente, welche eine Dichte größer als 5 g/cm³ aufweisen (Schützendübel & Polle, 2002). Auf 53 der 90 natürlich vorkommenden Elemente trifft diese Definition zu. Allerdings ist bei den meisten Schwermetallen nur ein geringer Anteil unter physiologischen Bedingungen löslich und somit für lebende Organismen biologisch verfügbar (Furini, 2012). Die Nährstoffaufnahme erfolgt bei Pflanzen hauptsächlich über im Boden vorhandene anorganische Ionen. Manche Elemente einschließlich etlicher Schwermetalle, sind in gewissen Mengen essentiell für Organismen. Bei Pflanzen ist zwischen essentiellen Nährstoffen, nicht essentiellen Nährstoffen und toxischen Elementen zu unterscheiden. Zu den essentiellen Nährstoffen zählen Makronährstoffe (N, K, Ca, Mg, P, S) und Mikronährstoffe (Cl, Fe, B, Mn, Na, Zn, Cu, Ni, Mo). Fehlen oder auch nur ein Mangel dieser chemischen Elemente führt zur Hemmung des Wachstums und der Reproduktion, sowie zu einer geringeren Fitness (DalCorso, 2012). Schwermetalle gelten im Allgemeinen, mit Ausnahme von essentiellen Vertretern dieser Elemente, als toxisch. Im Falle der essentiellen Schwermetalle ist eine erhöhte Konzentration notwendig, um negative Auswirkungen auf Pflanzen auszulösen. Die Mobilität von Metallen in der Erde wird durch die Bodenchemie, insbesondere durch den pH-Wert, das Redox-Potential, die Komplexbildung an Bodenkolloiden usw. sowie Bakterien und Pilze in der Rhizosphäre beeinflusst. Das Vorhandensein von exzessiven Mengen an Schwermetallen verursacht bei den meisten Pflanzen Vergiftungs-Symptome und Wachstumsstörungen (Furini, 2012). Zu den Folgen von Schwermetalltoxizität zählen oxidativer Stress, Veränderungen der Permeabilität der Zellmembranen, Reaktionen mit Sulfhydrylgruppen (-SH), das Verdrängen von ähnlichen biochemischen funktionellen Gruppen und essentiellen ionischen Kofaktoren in Enzymen, sowie die Beeinflussung von Komponenten des Signalapparates (DalCorso, 2012). Oxidativer Stress entsteht durch die Bildung von freien Radikalen und reaktiven Sauerstoffverbindungen (ROS, reactive oxygen species). Diese haben einen negativen

Einfluss auf Pflanzenzellen, indem sie die Lipidperoxidation (oxidative Degradation von Lipiden) anregen und Wasserkanäle und Transportproteine hemmen. Reaktionen von Schwermetallen mit Sulfhydrylgruppen verhindern die korrekte Faltung von Proteinen und beeinflussen die katalytische Aktivität der Zelle (DalCorso, 2012). Zu weiteren Auswirkungen der Schwermetalltoxizität zählen das Absterben von Wurzeln, und in weiterer Folge wäre das Wachstum, die Photosynthese, die Reproduktion oder der primäre Metabolismus beeinträchtigt. Mit bloßem Auge sind diese Einflüsse als gestauchtes Wachstum, Seneszenz, Einrollen der Blätter, Chlorose (Gelbfärbung durch Chlorophyllmangel), Nekrose (Absterben einzelner Organe) und Verwelken wahrzunehmen (DalCorso, 2012).

Da Pflanzen sessile Organismen sind, müssen sie mit den vorhandenen Umweltbedingungen, insbesondere der Bodenzusammensetzung zurechtkommen. Für Wachstum und Stoffwechsel benötigen Pflanzen Nährstoffe aus dem Boden. Auch wenn es selten vorkommt, so nehmen Pflanzen an Standorten mit erhöhter Schwermetallkonzentration diese aufgrund der normalen Aufnahmetätigkeit in toxischen Konzentrationen auf. Um die exzessive Aufnahme von Schwermetallen zu verhindern, haben Pflanzen unterschiedliche Strategien entwickelt. Zu diesen zählt unter anderem die Komplexbildung von Schwermetallen mit verschiedensten Liganden wie Chelaten, Aminosäuren, Proteine, Peptide und organischen Säuren (Furini, 2012).

1.1.2 Überlebensstrategien auf schwermetallreichen Böden

Es gibt mehrere Wege, wie eine Pflanze auf erhöhte Schwermetallkonzentrationen reagieren kann. Entweder es liegt bezüglich der Schwermetalle eine Sensitivität oder eine Resistenz vor. Bei sensitiven Pflanzen resultiert der Schwermetallstress zu Verletzungen und Tod, aber resistente Pflanzen sind immer noch in der Lage zu überleben und eine funktionstüchtige Reproduktion aufrecht zu halten. Um die Resistenz gegenüber Schwermetallen umzusetzen gibt es in der Pflanzenwelt zwei Strategien, einerseits Pflanzen, die als Metall-Exkluder (*Silene vulgaris*, *Minuartia hirsuta*) bezeichnet werden, wobei es zu einer verminderten

Aufnahme der Metalle kommt, und andererseits Metall-tolerante Pflanzen, bei denen Schwermetalle zwar in die Zellen aufgenommen werden, aber mittels verschiedener Strategien (z.B. Komplexbildungen) nur beschränkt die Physiologie der Pflanze beeinflussen (Baker, 2008). Metall-Exkluder können z.B. durch Veränderung der Aktivität von Ionenkanälen bzw. durch Eingreifen in Stoffwechselwege die Aufnahme von Schwermetallen kontrollieren. Zusätzlich wird zwischen sogenannten Metallophyten, welche lediglich auf schwermetallreichen Böden wachsen können, und Pseudo-metallophyten, die auch auf „normalen“ Böden wachsen, unterschieden. Metallophyten benötigen sehr viel Energie, um unter dem Einfluss erhöhter Schwermetallkonzentrationen überleben zu können. Dies führt im Allgemeinen zu kleinen, konkurrenzschwachen und langsam wachsenden Pflanzen (Shaw, 1989). Obwohl viele Schwermetalle toxisch sind, stellen sie dennoch, in geringer Dosis, essentielle Nährstoffe dar und werden im Folgenden kurz nach DalCorso 2012 beschrieben:

1.1.2.1 Nickel (Ni)

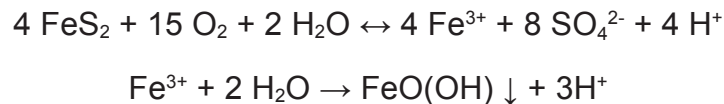
Nickel kommt als Komplex mit anderen Metallen und in Form von reinem Nickel-Erz vor. Lediglich 0,01% der Erdkruste bestehen aus diesem Element (Wedepohl, 1995). Obwohl Nickel mehrere Oxidationszustände besitzt, kommt es hauptsächlich als Ni^{2+} vor. Außerdem zählt Nickel zu den essentiellen Nährstoffen, da es als Kofaktor für manche Enzyme, wie z.B. Urease dient. Durch anthropogene Einflüsse wie Bergbau, Abfallentsorgung, Produktion, Entsorgung von Batterien u.v.m. gelangen toxische Mengen von Nickel in die Umwelt. Bei exzessiven Mengen an Nickel zeigen Pflanzen bereits bei der Keimung Anzeichen einer Vergiftung und später kommt eine Hemmung des Wurzelwachstums hinzu. Außerdem entstehen bei Nickelvergiftung Chlorosen, da Nickel die Thylakoidmembranen der Chloroplasten zerstört, wodurch der Chlorophyll-Gehalt gesenkt wird.

1.1.2.2 Kupfer (Cu)

In der Erdkruste sind 0,005% Kupfer vorhanden, welches entweder als Cu-Erz oder auch selten als reines Cu-Mineral vorkommt (Wedepohl, 1995). Kupfer fungiert als Redoxkomponente im mitochondrialen Elektronentransfer und in Chloroplasten als strukturelle Komponente in regulatorischen Proteinen und als Kofaktor in manchen Enzymen, weshalb Kupfer in wichtige Prozesse des Metabolismus, wie der Stressreaktion, dem Hormonhaushalt usw. involviert ist. Aufgrund erhöhter Bergbau Aktivitäten, in Form von Resten und Abfällen, gelangen größere Mengen Kupfer in die Umwelt. Kupfer kommt in zwei verschiedenen Formen vor, als Cu^{2+} und Cu^+ . Zu den Folgen der Kupfer-Vergiftung zählen außer der direkten Bildung von ROS auch Chlorose, Nekrose an den Blattspitzen, Drehung der Blätter, veränderte Form der Laubblätter, gestauchtes Wachstum, reduzierte Bildung und Entwicklung der Seitenwurzeln usw.

1.1.2.3 Eisen (Fe)

Mit einem Anteil von 8,8%, ist Eisen eines der häufigsten Elemente in der Erdkruste (Wedepohl, 1995). Es kommt in Form von Fe-Erzen und Mineral-Aggregaten vor. Eisen spielt eine wichtige Rolle beim photosynthetischen Elektronentransport, bei der Erhaltung der Zellorganellen, bei der Stickstofffixierung, sowie der mitochondrialen Respiration und der Hormon-Synthese. Im Boden existiert Eisen als Fe^{3+} und als Fe^{2+} , wobei lediglich Fe^{2+} löslich und somit für Pflanzen verfügbar ist. Fe^{3+} kann allerdings mit Hilfe von Wurzelexudaten, Mikroorganismen und chemischen Reaktionen im Boden zur löslichen Form reduziert werden. Eine Eisenvergiftung führt bei Pflanzen zu Bräunung der Blätter, Nekrosen, reduzierter Transpiration und photosynthetischer Aktivität. Außerdem entstehen durch exzessive Eisenmengen ebenfalls ROS. Trotzdem ist Eisen im Gegensatz zu Nickel und Kupfer zwar giftig, aber meist harmloser. Normalerweise treten toxische Konzentration nur aufgrund eines geringen Redox-Potentials von staunassen bzw. gefluteten Böden auf. In Abhängigkeit von Redox-Bedingungen können Fe^{2+} und Fe^{3+} leicht ineinander laut folgender chemischer Gleichung, umgeformt werden:



Somit sorgt die Bildung vom roten Fe^{3+} auch für eine Ansäuerung des Substrates, was wiederum die Löslichkeit anderer Metalle erhöht.

1.1.2.4 Mangan (Mn)

Dieses Metall kommt hauptsächlich in Form von Mn-Erzen, v.a. Braunstein, zu 0,1% in der Erdkruste vor (Wedepohl, 1995). Mangan agiert als Kofaktor vieler Enzyme. Der Oxidationszustand ist sehr stark vom pH-Wert des Bodens abhängig. Unter einem pH-Wert von 5.5 liegt Mangan als stärker lösliches Mn(II), und ab einem pH-Wert von 6.5 liegen die weniger löslichen Formen Mn(III), Mn(IV) und Mn(VII) vor. Bei niedrigem pH-Wert ist Mangan für die meisten Pflanzen toxisch und führt zu Chlorose, Nekrose, Krüppelwuchs, gestauchten Laubblättern und in manchen Fällen auch zum Tod. Da die Bedingungen, bei welchen Mangan toxische Wirkung erzielt, selten vorkommen ist Mn harmloser als manch andere Schwermetalle. Erhöhte Konzentrationen treten durch den Bergbau auf.

1.1.2.5 Zink (Zn)

Die 0,01% Zink in der Erdkruste kommen hauptsächlich in Erzen, v.a. Zinksulfiderzen vor (Wedepohl, 1995). Zink ist in den Stoffwechsel von Kohlenhydraten, Lipiden und Proteinen, sowie der Aktivierung von Enzymen involviert. Außerdem ist dieses Metall eine wichtige Komponente mehrerer Transkriptionsfaktoren. Anthropogene Aktivitäten wie Bergbau, Verbrennung fossiler Rohstoffe, Verwendung von Phosphat-basierenden Düngern u.v.m. sind für erhöhte Mengen von Zink im Boden verantwortlich. Der einzige Oxidationszustand von Zink ist Zn^{2+} . Eine Vergiftung von Pflanzen durch dieses Metall wird durch Reduktion des internodalen Wachstums sichtbar und führt zu einem rosetten-artigen Wachstum der Blätter, sowie einer geringeren Sprosslänge. Zusätzlich kann es zu

Chlorosen, sowie einer Rotfärbung der Blätter kommen (erhöhte Anthocyanproduktion). Bei schlimmen Fällen kann es auch zu nekrotischen Punkten auf den Blättern und zur Hemmung des primären und sekundären Wurzelwachstums kommen.

1.1.3 Toxische nicht-essentielle Elemente

1.1.3.1 Cadmium (Cd)

Als eines der seltensten Elemente ist Kadmium lediglich mit $2 \cdot 10^{-2}\%$ (Wedepohl, 1995) als Cadmiumspat oder Greenockit in der Erdkruste vorhanden und besitzt als einzige Oxidationsstufe Cd^{2+} . Kadmium zählt zu den giftigsten Schwermetallen für Pflanzen, da es in Wasser stark löslich ist und somit leicht aufgenommen wird (Clemens, 2006). Innerhalb der Wurzelzellen sorgt Kadmium dann für einen Defekt in der Nährstoff- und Wasseraufnahme. Außerdem wird das Wachstum von Haupt- und Seitenwurzeln gehemmt und eine vermehrte Bildung von Wurzelhaaren tritt auf. Im Blatt kommt es zur Schließung der Stomata, zur Zerstörung des Photosystem II und die Mitose ist wegen Inhibierung der Zellteilung gestört, was wiederum zu einer stark erhöhten Mutationsrate führt. Bei der Cu-, Zn-, und Pb-Gewinnung gelangen größere Mengen Cd in die Abfälle und die Umwelt.

1.1.3.2 Quecksilber (Hg)

Quecksilber kommt nur mit einer Häufigkeit von $7,7 \cdot 10^{-6}\%$ und meist als Zinnober in der Erdkruste vor (Wedepohl, 1995). Im Boden ist Quecksilber nur in Spuren vorhanden und stark an Ton-Partikel oder organisches Material gebunden. Die am meisten gefundene Oxidationsstufe ist Hg^{2+} , welche löslich und sehr reaktiv ist, weswegen sie schnell durch Pflanzen aufgenommen wird. Außerdem gibt es noch organo-Quecksilberverbindungen, welche zwar toxisch sind, aber trotzdem als Insektizid, Fungizid und zur Konservierung von Gegengiften und Impfungen Verwendung finden. Der Ursprung von erhöhten Quecksilber-Einträgen in die Umwelt wird durch den Bergbau und Industrie-Abfälle bewerkstelligt. Die Vergiftungssymptome in Pflanzen reichen von vermindertem Spross-

und Wurzelwachstum, bis über Beeinflussung des Wasserflusses durch Binden an Wasserkanäle und Beeinträchtigung der Funktion der Stomata. Bei exzessiven Mengen ist Quecksilber genotoxisch und führt zur Bildung von polyploiden Pflanzen.

1.1.3.3 Blei (Pb)

Obwohl Blei, meist als Galenit (Bleisulfid), oder andere Bleierze bloß zu 0,002% in der Erdkruste vorhanden ist zählt es, so wie Kadmium, zu den gefährlichsten Schwermetallen, da es von Pflanzen relativ einfach aufgenommen wird (Wedepohl, 1995). Außerdem ist Blei das am weitesten verbreitete Schwermetall (aquatisch und terrestrisch) und kommt hauptsächlich als Pb^{2+} und nur sehr selten als Pb^{4+} vor. Hauptsächlich entstand die starke Verbreitung durch anthropogene Aktivität, wobei wiederum der Bergbau, aber auch die Verwendung von Spreng- und Brennstoffen, einschließlich bleihaltigen Benzins, verantwortlich sind. Ähnlich zu anderen Schwermetallen führt eine Bleivergiftung zu Chlorosen, vermindertem Wachstum und Tod. Sind exzessive Mengen an Blei vorhanden kommt es z.B. zu Wassermangel oder einer Veränderung des osmotischen Druckes usw. Blei ist außerdem das einzige Schwermetall, welches den Zellzyklus dadurch beeinflusst indem es die Ausrichtung der Microtubuli im Spindelapparat verändert.

1.1.3.4 Chrom (Cr)

Das Element Chrom kommt in der Erdkruste zu 0,03% hauptsächlich als Chromit vor. Außerdem besitzt Chrom die Oxidationsformen Cr^{2+} , Cr^{3+} und Cr^{6+} . Chrom (III) kommt am häufigsten vor, ist schwer löslich und nicht toxisch (Wedepohl, 1995). Im Gegensatz dazu ist Chrom(VI) gut löslich und kanzerogen. Eine Umweltverschmutzung mit Chrom resultiert abermals von anthropogener Aktivität wie Erzeugung von hitzebeständigem Stahl, der Ledermanufaktur, Fischerei u.v.m. In Pflanzen sorgt Chrom für ein gehemmtes Wachstum, Chlorosen, Nekrosen und einer Reduktion der Blatt-Biomasse, was auch eine verringerte Blattzahl und –fläche bedeutet. Zusätzlich kommt es zu einer Beeinträchtigung

des Wurzelwachstums und der erhöhten Bildung von Wurzelhaaren.

1.1.3.4 Arsen (As)

Innerhalb der Erdkruste sind $3,3 \cdot 10^{-4}\%$ Arsen in Erzen oder gediegen vorhanden (Wedepohl, 1995). Arsen gelangt oft gemeinsam mit Metallen in die Umwelt, weshalb es bei Arbeiten über Schwermetalle zu berücksichtigen ist. Arsen ist ein weit verbreitetes Halbmetall, das organische und anorganische Formen besitzt. Die anorganischen Vertreter Arsenat [As(III)] und Arsenit [As(V)] sind um einiges toxischer als organische Formen. Das Vorkommen des Halbmetalls besitzt geogene und anthropogene Herkunft. Abermals zählen die Verbrennung von fossilen Brennstoffen, Pestizide und Bergbau zu den Ursachen von exzessiven Arsenmengen im Boden. Die Folgen einer Vergiftung sind gehemmtes Spross- und Wurzelwachstum, geringe Keimzahl der Samen und Beeinflussung der Wasser- und Nährstoffaufnahme durch Beeinträchtigung der Permeabilität der Zellmembranen.

1.1.4 Schwermetallstandorte Allgemein

Schwermetallböden kommen weltweit recht selten vor und besitzen häufig eine typische Vegetation, die vom „Normalstandort“ abweicht. Agricola erwähnte bereits 1556, dass nur bestimmte Gräser über Erzlager wachsen und diese oft eine seltsame Farbe besitzen. Meist werden diese Standorte durch krautige Pflanzen besiedelt. Es kann zwischen natürlichen Schwermetallstandorten (primäre Schwermetallstandorte), Standorten, die durch anthropogene Einträge (sekundäre Schwermetallstandorte) entstanden sind und Standorten, die durch Verschleppung von Schwermetallen entstehen (tertiäre Schwermetallstandorte), unterschieden werden.

1.1.4.1 Primäre Schwermetallstandorte

Die natürlichen Standorte liegen über Erzkörpern, die entweder in Form von geologischen Anomalien (oberflächennahe Zonen des Gesteins weichen bezüglich einiger Elemente von

der Norm ab) (Xinbiao & Pengda, 1998) oder Erzlagerstätten (Erzkörper tritt durch die Oberfläche) ausgebildet sind. Selbst bei natürlichen Standorten kommt es zur Erhöhung der Konzentration mehrerer Schwermetalle, z.B. bei Serpentinböden (Ni, Co, Cr) (Schallari *et al*, 1998). Oft enthalten Schwermetallböden 50-100 fach erhöhte Konzentrationen der Metalle. Zu den am häufigsten gefundenen Elementen zählen Mn, Co, Cu, Ni, As, Zn, Pb, Cd, Fe und Ni.

1.1.4.2 Sekundäre Schwermetallstandorte

Wegen dem oft einseitigen, auf ein Metall konzentrierten Betrieb der Bergwerke in den letzten Jahrhunderten bzw. z.T. sogar Jahrtausenden, und durch die Bildung von Halden, bei denen Reste von aufgearbeitetem Gestein, z.T. sehr fein gemahlen, gelagert werden, sind in der Nähe der primären Standorte veränderte sekundäre Standorte entstanden (Ernst, 1974). Zu den anthropogenen Einträgen zählen Emissionsquellen wie Bergbau, Metallgewinnung und –industrie, sowie Verkehr und Verbrennungsvorgänge (Nagayjoti *et al*, 2010). Ein Teil der Emission gelangt in Form von Dampf bzw. als Partikel in die Atmosphäre und lagert sich anschließend im Boden oder auf der Oberfläche von Pflanzen ab (Pendias & Pendias, 2010). Zusätzliche Einträge sind durch metallhaltige Herbizide, Fungizide und Dünger gegeben (Ernst, 1974).

1.1.4.3 Tertiäre Schwermetallstandorte

Wenn Schwermetalle von ihrem ursprünglichen Standort verschleppt werden, spricht man von tertiären Standorten. Hierzu zählt z.B. der Eintrag von Schwermetallen in Flüsse, wie die beiden Unfälle von 2000 in Baia Mare (Ernst, 1974).

1.1.5 Schwermetallvegetation

An Schwermetallstandorten herrschen extreme Bedingungen für Pflanzen. Daher sind Schwermetallstandorte oft durch baumfreie Flächen von der Umgebung abgehoben

und besitzen eine besondere Artenzusammensetzung. Damit diese Standorte wieder eine vielfältige Vegetation ausbilden können ist eine vorherrschende Pionierpflanze von großer Bedeutung. Sie sollte in der Lage sein eine relativ hohe Produktion an Biomasse zu besitzen und die Standortbedingungen zu verändern. Dieser Prozess verläuft umso schneller, je dichter die Pionierpflanzen wachsen. Durch Bildung von Humus wird der Schwermetallgehalt verändert, sodass eine Sukzession von Pflanzengemeinschaften zu beobachten ist. An vielen Standorten treten laut Ernst (1974) folgende Sukzessionsstadien auf:

1.1.5.1 *Silene*-Stadium

Bei Schwermetallböden mit großen Mengen an Großschutt, einem geringen Gehalt an Makronährstoffen, einer geringen Wasserhaltekapazität und einem hohen Schwermetallgehalt ist eine Besiedlung durch schwermetallresistente Ökotypen von *Silene vulgaris* zu beobachten. Wegen einer großen Gefahr für Steinschlag, Steinrutsch usw. ist die starke Regenerationsfähigkeit von *S. vulgaris* wichtig. Zusätzlich sorgt diese Pflanze, wegen ihrer weit in den Boden reichenden Pfahlwurzel und des stark verzweigten Wurzelsystems nach und nach für eine Stabilisierung des Substrats. Nach einer gewissen Zeit werden aufgrund der Biomasseproduktion und der Modifizierung der Bodeneigenschaften der Nährstoffgehalt und die Wasserhaltekapazität erhöht, sowie der Schwermetallgehalt um die Rhizosphäre von *S. vulgaris* verringert. Unter den verbesserten Bedingungen können dann *Festuca ovina* und *Minuartia verna* wachsen. Bis es aber zu einer merklichen Sukzession kommt, können Jahrzehnte oder sogar Jahrhunderte vergehen, es gibt daher immer noch unbewachsene mittelalterliche Halden.

1.1.5.2 *Minuartia*-Stadium

Durch Boden-Verbesserung mit Hilfe von *S. vulgaris* oder aber auch bei Schwermetallböden mit einem größeren Gehalt an Feinerde können *Minuartia verna* Pflanzen keimen. Diese sind ähnlichen mechanischen Schädigungen (z.B. Steinrutsch) wie *S. vulgaris* ausgesetzt,

wobei *M. verna* nur ein sehr geringes Maß an Regeneration besitzt. In diesem Stadium bleibt die Vegetationsdecke noch recht lückenhaft.

1.1.5.3 *Euphrasia*-Stadium

Trotz der lückenhaften Vegetationsdecke entstehen an den schwermetallärmeren Stellen rund um *S. vulgaris* bzw. *M. verna* Mikro-Standorte. Bei diesen Standorten entstehen dann Rasen von schwermetallresistenten Ökotypen von *Rumex acetosa*, *Festuca ovina*, verschiedener *Euphrasia* Arten und meistens auch *Thymus serpyllum* und *Campanula rotundifolia*. Aufgrund der großen Menge an neuen Pflanzenarten, die diesen Standort besiedeln, kommt es zu einer erheblichen Steigerung der Produktion von Biomasse. Weshalb auch der Schwermetallgehalt im Boden häufig abnimmt, da diese durch die höhere Anzahl an Pflanzen vermehrt aufgenommen werden. Bei der hier entstehenden dichten Vegetationsdecke ist zu beachten, dass das meiste der verrottenden Biomasse innerhalb der Pflanzengesellschaft bleibt. Hierbei wird eine gewisse Menge an Schwermetallen nach Zersetzung wieder an den Boden zurückgegeben, wobei diese aber in physiologisch günstigere Komplexe eingebaut sind. Für die Stabilisierung der Pflanzenvegetation sind flachwurzelnde Arten wie *Agrostis tenuis* und *Festuca ovina* wichtig, da diese dem Schwermetallgehalt des Bodens weniger ausgesetzt sind.

1.1.5.4 Pflanzenvielfaltreiches-Stadium

In diesem Stadium herrscht die größte Vielfalt an Schwermetall-toleranten Pflanzen. Abhängig von der geografischen Lage des Schwermetallstandortes ist eine unterschiedliche Vegetation vorhanden. Die Vegetationsdichte ist dermaßen erhöht, dass maximal 25% des Bodens ohne Pflanzenwuchs bleiben. Wegen der nun relativ hohen Produktion an Biomasse, wird der Humusgehalt erhöht und somit auch die Wasserhaltekapazität. Die Menge an akkumulierten Schwermetallen entspricht derselben Menge wie im *Euphrasia*-Stadium. Außerdem wird die verminderte Wettbewerbsfähigkeit von

Minuartia verna aufgrund ihrer immer geringer werdenden Zahl bemerkbar.

1.1.5.5 *Achillea*-Stadium

Wegen der starken Abnahme des Schwermetallgehaltes während dem Pflanzenvielfaltreichen Stadium und den hauptsächlich vorhandenen organischen Schwermetallverbindungen beginnt die Besiedlung mit konkurrenzstarken Arten wie *Galium mollugo*, *Achillea millefolium* und *Plantago lanceolata*. Dieses Stadium verhält sich ähnlich wie das vorher besprochene und ist je nach geografischer Lage unterschiedlich zusammengesetzt. Es kommt außerdem zu einer weiteren Steigerung der Biomasseproduktion und Verringerung des Schwermetallgehaltes des Bodens.

1.1.5.6 *Cladonia*-Stadium

Bei Standorten mit sehr hoher Luftfeuchtigkeit verläuft die Sukzession nach dem *Euphrasia*-Stadium in Richtung eines flechtenreichen-Stadiums, welches hauptsächlich durch *Cornicularia aculeata* und *Cladonia*-Arten gekennzeichnet ist. Die Produktion der Biomasse ist im Vergleich zu anderen Stadien stark beeinträchtigt und verläuft relativ langsam.

1.1.5.7 Dauergesellschaften auf Schwermetallböden

Von Natur aus schwermetallreiche Böden z.B. Serpentin werden ständig mit neuen Mengen an Schwermetallen versorgt, weshalb eine Sukzession der Pflanzengesellschaft verhindert wird und es zur Ausbildung einer sogenannten Dauergesellschaft kommt. Dies bedeutet eine dauerhafte Zonierung der Vegetation und keine Sukzession nach dem oben beschriebenen Schema. Ausnahmen des oben genannten Schemas sind auch große Schwermetallhalden.

1.1.6 Phytoremediation

Unter Phytoremediation versteht man die Sanierung belasteter Böden mit Hilfe von Pflanzen. Geeignete Pflanzen sollten dazu in der Lage sein, Schwermetalle zu tolerieren und diese auch akkumulieren zu können. Außerdem sollte eine schnelle Produktion von großen Mengen an Biomasse vorhanden sein. Theoretisch könnte die „perfekte“ Pflanze für eine erfolgreiche Phytoremediation unter Verwendung von genetischen Methoden konstruiert werden. Hierbei kommt es bei transgenen Pflanzen zu einer Überexpression von Genen, die in Aufnahme, Transport oder Metabolismus von spezifischen Schadstoffen involviert sind (Doty, 2008). Zusätzlich können durch Zugabe der richtigen Mikroorganismen und Anpassung des Boden pH-Wertes die Bioverfügbarkeit der Metalle und das Wachstum der Pflanzen verbessert werden (Nesler & Furini, 2012). Die Ausführung der Phytoremediation kann unterschiedliche Formen annehmen (Glick, 2003; Pivetz, 2001; Salt *et al*, 1998):

- **Degradation** (Veränderung oder Zerstörung von organischen Schadstoffen, Metalle können dabei nicht abgebaut werden)
 - Phytodegradation: Aufnahme und Stoffwechsel von Schadstoffen in Wurzeln, Stamm oder Blätter
 - Rhizodegradation: Anregung der Biodegradation in der Rhizosphäre mit Hilfe von Mikroorganismen
- **Akkumulation** (Entfernung bzw. Einschluss von organischen und anorganischen Schadstoffen)
 - Phytoextraktion: Aufnahme und Ansammlung von Schadstoffen aus dem Boden in die Wurzeln und den Spross der Pflanzen
 - Rhizofiltration: Verwendung von Pflanzenwurzeln um Schadstoffe aus Abwässern zu filtern

- Anschließend werden die Pflanzen geerntet und entsprechend entsorgt.
- **Zerstreuung** („Dissipation“) (Entlassung von organischen und anorganischen Schadstoffen in die Atmosphäre)
 - Phytoverflüchtigung („Phytovolatilization“)

Dies ist bei Metallen allerdings nur bei Hg und unter Umständen auch bei flüchtigen organischen As- und Sb- Verbindungen möglich.
- **Immobilisation** (verhindert Verbreitung von organischen und anorganischen Schadstoffen in die Umwelt)
 - Hydraulische Steuerung: Kontrolle des Grundwasserflusses durch die Wasseraufnahme von Pflanzen
 - Phytostabilisation: Immobilisation von Schadstoffen im Boden

Lediglich organische Schadstoffe können degradiert werden; toxische Schwermetalle können bloß stabilisiert und gelagert werden (Pilon-Smits, 2005) (Abb. 1).

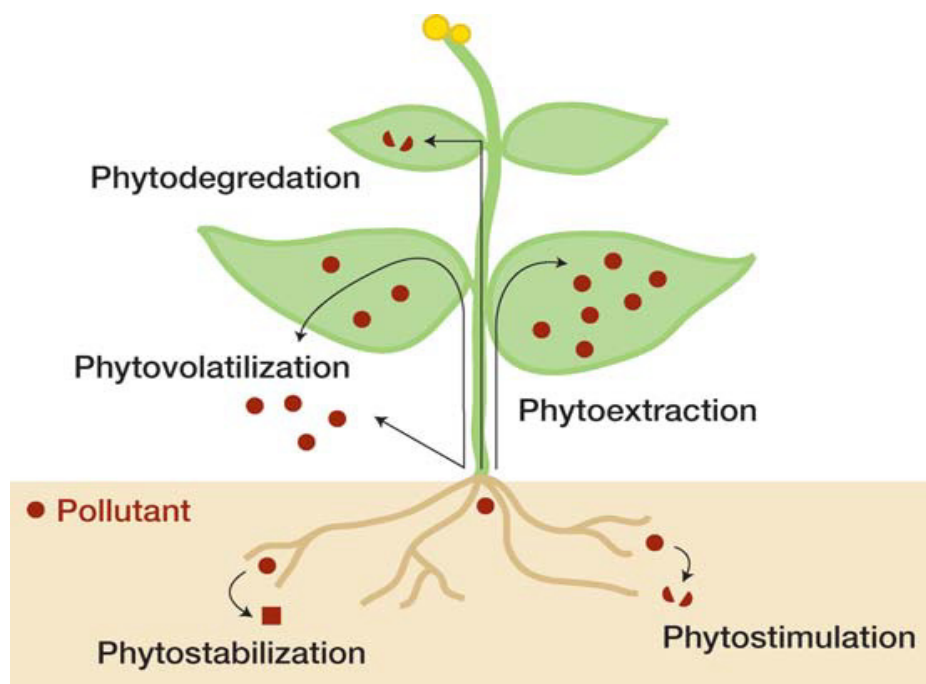


Abbildung. 1: Mögliche Wege von Schadstoffen in der Phytoremediation, nach Pilon-Smits 2005

1.2 Baia Mare

Die in dieser Arbeit beschriebenen Untersuchungen wurden an schwermetallbelasteten Standorten im Umland von Baia Mare durchgeführt. Die Stadt Baia Mare befindet sich in einer Höhe von 230 m in der rumänischen Provinz Maramureș im nordöstlichen Teil der Karpaten. Durch die Stadt fließt der Săsar, welcher ein Nebenfluss des Flusses Lăpuș ist.

1.2.1 Bergbau in Baia Mare

Die Region um Baia Mare ist für ihre zahlreichen Erzlagerstätten (ca. 15 Minen) bekannt, welche vor allem reiche Vorkommen an Gold und Bleierzen besitzen (Costin & Vlad, 2015; Granceae *et al*, 2002; Lucaciu *et al*, 2010). Schon zu Zeiten der Römer wurden hier hauptsächlich Gold, aber auch verschiedene andere Metalle wie Ag, Pb, Zn, Cu, Mn und Sb abgebaut (Granceae *et al*, 2002; Sakan *et al*; 2009). Das meiste des leicht zugänglichen Goldes wurde bereits bis zu den 1990er Jahren extrahiert, was dazu führte, dass eine große Anzahl der Minen nicht mehr profitabel waren. Der sogenannte Cyanid Auswaschungs-Prozess sollte helfen die Situation zu verbessern. Im Allgemeinen wird diese Methode schon seit den 1890er Jahren verwendet (Cunningham, 2005).

Da Cyanid leicht Bindungen mit Gold und Silber eingeht, kann es sehr gut für die Extraktion von kleinen Spuren der wertvollen Metalle verwendet werden. Es gibt zwei Arten der Auswaschung. Zum einen das „vat-leaching“ (Becken Auswaschung), wo fein gemahlenes goldhaltiges Gestein mit Cyanid und Wasser in einem Tank gemischt wird; zum anderen gibt es das „heap leaching“ (Halden Auswaschung), bei welchem große Gruben ausgehoben werden, in denen dann große Mengen goldhaltiges Gestein zugefügt und mit Cyanid eingesprüht werden. Anschließend sickert das Cyanid durch die gesamte Halde und jegliche Spuren an Gold und Silber werden extrahiert. Bei beiden Methoden wird das gewünschte Metall entfernt, das Cyanid recycelt und für denselben Prozess wieder verwendet (Cunningham, 2005). Manche Abfälle dieser Prozesse enthalten trotzdem noch

signifikante Mengen an Cyanid, sowie andere Schwermetalle, die Cyanid-Verbindungen gebildet haben und Thiocyanate (Varna *et al*, 1999). Der aus dem Cyanid Auswaschungs-Prozess resultierende Schlamm wird auch „tailings“ genannt (Meggyes *et al*, 2008). Dieser feine Schlamm wird in kilometergroße „mine tailings“ bzw. „tailing dams“ gelagert.

1.2.2 Der Baia Mare Unfall

Über viele Jahrzehnte war in Baia Mare Abraummateriale angefallen, das zwar noch beträchtliche Mengen Gold enthielt, die aber mit älteren Techniken nicht gewinnbringend gewonnen werden konnten. Um in Baia Mare die für den rumänische Bergbau damals neue Cyanid Technologie verwenden zu können, war ein ausländischer Investor nötig. Die Firma „Esmeralda Exploration of Australia“ finanzierte 50% des Projektes; der restliche Anteil wurde durch mehrere inländische Firmen finanziert und gemeinsam die Firma AURUL Co. gegründet. Um die gewünschten Metalle aus fein gemahlene Resten der vorrangegangenen Bergwerkindustrie zu extrahieren wurde durch AURUL Co. die Methode des „vat-leaching“ verwendet (Cunningham, 2008). AURUL Co. startete im Mai 1999 die Extraktion von Gold und Silber von festem Abfall eines 30 Jahre alten „tailing dam“ nahe der Stadt Baia Mare (Soldán *et al*, 2001).

Der Abfall der alten Mine wurde abgepumpt, die Metalle mit Cyanid extrahiert und die neu angefallenen Reste in einen mit Plastik ausgekleideten Absetzbecken gelagert. Dieses Absetzbecken sollte einen komplett geschlossenen Wasserkreislauf besitzen, durch den eine Abgabe an die Umwelt ausgeschlossen sein sollte. Außerdem hätte das Absetzbecken laut Planung einer Überschwemmung, wie sie statistisch nur einmal in 100 Jahren vorkommt, standhalten müssen.

Im Winter 1999-2000 wurde mit dem Bau des Absetzbeckens begonnen und bereits am 30. Januar 2000 kam es zu einem Unfall. Die unmittelbare Ursache für das Leck war eine Kombination aus schlechtem Design des Sammelbeckens und ungewöhnlichen Wetter-

bedingungen. In besagtem Winter gab es eine ungewöhnlich große Menge Niederschlag und Schneeschmelze, was zu einer überdurchschnittlichen Menge Wasser im Becken führte. Am 30. Januar kam es Aufgrund des erhöhten Drucks auf die Wände des Beckens (durch die Wassermengen verursacht), zu einem Riss im Auffangbecken (Cunningham, 2008). Ein 25 m breiter Abschnitt des Damms kollabierte und 100.000 m³ Schlamm, der 50-100 Tonnen Cyanid und eine unbekannte Menge Schwermetalle enthielt, traten aus (Soldán *et al*, 2001). Anschließend gelangte der Schlamm in den Fluss Săsar, dann weiter über den Fluss Lăpus bis zum Fluss Someș, welcher nach Ungarn fließt und dort über den Fluss Tisza mit der Donau verbunden ist (Cunningham, 2008; Soldán *et al*, 2001). Der Schlamm hat ca. 2000 km des Donaueinzugsgebietes beeinträchtigt, eine landwirtschaftliche Fläche von ca. 100.000 m² und z.T. Grundwasser kontaminiert (Wehland *et al*, 2002).

Um die Umweltschäden zu reduzieren wurde versucht das Cyanid, mit Hilfe von Hypochlorit zu Cyanat oder anderen, weniger giftigen Verbindungen zu oxidieren. Um zu verhindern, dass noch mehr Wasser ausläuft, wurde das kontaminierte Wasser durch ungeschützte Rohre in unbeschichtete Becken gepumpt. (Cunningham, 2008) Dies führte allerdings dazu, dass durch undichte Stellen entlang der Rohre immer wieder kontaminiertes Wasser nach und nach austrat.

Die Folgen des Unfalls im Jänner 2000 waren der Tod von Tausenden von Fischen im Fluss Tisa und der Donau. Tiere wie der Fischotter, Füchse, Vögel und viele mehr starben, weil sie den kontaminierten Fisch fraßen (Kumah, 2006). Cyanid kann über den Verdauungsweg und über die Haut (in Wasser gelöst) aufgenommen werden. Die Folge ist, dass der Transport von Sauerstoff in die verschiedenen Gewebe blockiert wird, was zu Gewebeschäden führt (Soldán *et al*, 2001). Zum Glück kamen bei diesem Unfall keine Menschen ums Leben.

1.2.3 Heutige Situation in Baia Mare

Aufgrund einer jahrzehnte andauernden industriellen Aktivität mit unzureichender

Entsorgung der Abfälle und wegen des Unfalls im Jahr 2000 existiert bis heute ein hoher Level an chronischer Verunreinigung des Bodens, des Wassers und der Luft in Baia Mare (Macklin *et al*, 2003). Die vollständige Sanierung wird, wenn sie überhaupt möglich ist, jedenfalls noch mehrere Jahrzehnte andauern (Cunningham, 2005).

Westlich der Stadt Baia Mare sind heute drei große Halden zu finden. Die Abfälle der Halden stammen aus ca. 7-8 Minen in einem Umkreis von 5 km. Nach dem Dammbruch wurde die größere der drei Halden neu angelegt („Neue Halde“), wobei diese mit einer Folie gegen den Untergrund abgedichtet wurde. Im Zentrum dieser Halden befindet sich jeweils ein großer See. Der Randbereich besteht aus feinem Sand und ist vollkommen vegetationslos. Die kleinste Halde stammt noch aus der Zeit vor dem Dammbruch („Alte Halde). Hier gibt es keinen einzelnen zentralen See, sondern mehrere kleine Gewässer (Abb. 4).

1.3 Schilf allgemein



Abbildung 2:
P. australis in einer Salzlache in Baia Mare

Das Schilfrohr, gewöhnliches Schilf oder *Phragmites australis* (Cav.) Trinex. Steud. (Clayton, 1968) gehört zur Familie der Poaceae. *P. australis* zählt zu den C3 Pflanzen, obwohl junge Laubblätter einige anatomische Eigenschaften von C4 Pflanzen besitzen und biochemische Eigenschaften des C4-Phytosynthese Metabolismus vorhanden sind. Zu diesen zählen eine hohe PEP-carboxylase Aktivität und ein ähnliches Verhältnis von RubisCO/PEP wie in C4 Pflanzen. Insgesamt wird z.B. auf Grund der vorhandenen Photorespiration *P. australis* trotzdem als C3 Pflanze angesehen (Antonielli, 2002). *P. australis* ist außerdem für seine z.T. hohe Salztoleranz bekannt, welche in Abb. 2 veranschaulicht wird (Fischer *et al*, 2008).

1.3.1 Systematik und Verbreitung

P. australis zählt zu der Familie der Poaceae (Süßgräser) und somit auch zu den Monokotyledonen. Die perenne Pflanze wächst an Gewässerrändern, Sümpfen, Röhrichten, nassen Wiesen und sogar an trockenen aber grundnassen Stellen, weswegen sie auch als Grundwasserzeiger bezeichnet wird (Fischer *et al*, 2008). An langsam fließenden oder stehenden Gewässern bildet der Kosmopolit *P. australis* oft sehr dichte Bestände aus. Dadurch kommt es oft zur Verlandung und viel Lebensraum für andere Pflanzen- oder Tierarten wird geschaffen (Spohn & Spohn, 2008). Diese Eigenschaft qualifiziert das Schilfrohr als Pionierpflanze. Das Vorkommen von *P. australis* reicht von colliner bis montaner Stufe. Als eine der wenigen echten Kosmopoliten, kommt *P. australis* auf allen Kontinenten vor, weshalb Schilf nicht als Neophyt bezeichnet werden kann. Das Schilf bildet für gewöhnlich meist unterirdische horizontale Rhizome aus, welche in gewissem Abstand aufrechte Halme ausbildet.

Bei dieser Pflanze gibt es zwei Arten der Verbreitung, zum einen die sexuelle Verbreitung über Samen, die normalerweise über den Wind weiter transportiert werden (issg website) und zum anderen die Verbreitung über unterirdische bzw. oberirdische Ausläufer, sogenannte Rhizome. Mit Hilfe dieser Ausläufer kann eine einzige Pflanze einen gesamten Schilfbestand ausmachen, da Rhizome bis zu 20 m lang werden können (Spohn & Spohn, 2008). Die relative Wachstumsrate (RGR) des Schilfrohres ist in April-Mai am höchsten und nimmt dann bis Oktober kontinuierlich ab (Engloner, 2004).

1.3.2 Anatomie

Der Hydrophyt *P. australis* kann im Allgemeinen 1-4 m hoch werden. Die oberirdischen Teile sterben allerdings im Winter ab, es ist somit ein Hemikryptophyt – Geophyt (Fischer *et al*, 2008). Das beachtenswerteste Organ des Schilfes ist das Rhizom. Hierunter versteht man eine unterirdisch bzw. auf der Bodenfläche horizontal verlaufende Sprossachse

(Schubert & Wagner, 2000). Die oberirdischen Rhizome oder auch Kriechsprosse bestehen aus harten, stark verlängerten Internodien, welche vermehrt Anthocyane einlagern, um einen gewissen Schutz vor der Sonne zu erreichen. Die unterirdischen Rhizome, die hauptsächlich an staunassen Stellen wachsen, bilden relativ weiche und kurze, aber dafür dickere Internodien aus. Die Kriechsprosse dienen der vegetativen Verbreitung, der Überdauerung im Winter und der Wasserleitung.

Erwähnenswert ist außerdem die besondere Sauerstoffversorgung in *P.australis*, welche über ein sogenanntes Aerenchym (siehe Punkt 3.4.2 in dieser Arbeit) und über die Markhöhle erfolgt. Durch dieses Aerenchym wird Sauerstoff aus den oberirdischen Sprossen ins Rhizom und zu den Wurzeln geleitet. Dieser Mechanismus erlaubt der Pflanze auch in sauerstoffarmem Substrat Rhizome und Wurzeln zu bilden und ist eine wichtige Eigenschaft vieler Hydrophyten. Mittels dieses Gasflusses werden das Rhizom und sekundär auch die Wurzeln mit Sauerstoff versorgt (Kohl *et al*, 1996).

Der Stängel von *P. australis* besteht wie das Rhizom aus Nodien und Internodien. Die Laubblätter umhüllen den Stängel, je nach Alter meist über mehrere Nodien hinweg. Außerdem besitzt die Laubblatt Spreite 1-2 Zickzack Querfalten, die auch „Eselsbiss“ genannt werden. Die Blüten besitzen für Gräser typische Ährchen, welche eine rotbraune Färbung aufweisen (Fischer *et al*, 2008).

Von Interesse für diese Arbeit waren die Anatomie der Wurzel, des Rhizoms und des Stängels.

1.4 Ziele und Hypothesen der vorliegenden Arbeit

Diese Arbeit untersucht das Potential von *Phragmites australis* zur Phytoremediation von Schwermetallhalden.

Folgende Hypothesen wurden getestet:

- *P. australis* kann selbst unter Bedingungen die für andere Pflanzen zu feindselig sind, als Pionierpflanze dienen.
- Über eine Belüftung des Bodens, mit Hilfe von Aerenchym-reichen Rhizomen, verändert *P. australis* den Oxidationszustand von Metallen im Boden. Die Oxidation von Fe^{2+} zu Fe^{3+} führt zur Ansäuerung des Bodens und erhöht die Verfügbarkeit von toxischen Metallen. Wodurch *P. australis* zu seiner eigenen Vergiftung beiträgt.
- Die unterirdischen Organe von Schilf tolerieren hohe Metall-Konzentrationen indem sie die Belüftung des Bodens, durch eine reduzierte Aerenchym-Bildung minimieren, durch Bildung einer „Schutzschicht“, oder mittels einer hohen zytoplasmatischen Toleranz.
- *P. australis* ist für die Phytoremediation von Auffangbecken geeignet.

2. Material und Methoden

Um über die Fähigkeit von Schilf Schwermetallhalden zu besiedeln mehr Informationen zu erhalten, werden Untersuchungen an den Halden von Baia Mare (Rumänien), wo sich spontan Schilf angesiedelt hat, durchgeführt. Als Vergleich dient Schilf von einem ähnlich versalzten, aber metallfreien Standort am Neusiedlersee. Zu den Untersuchungen zählen die Bestimmung der Metallgehalte von Pflanzen und Boden, die Erfassung der Schwermetallresistenz beider Populationen, sowie die Bestimmung der begleitenden Flora und Fauna. Zusätzlich wird zwischen Pflanzen von nassen und von vergleichsweise trockenen Standorten unterschieden und auf mögliche Veränderungen in Bezug auf die Anatomie und Chlorophyllfluoreszenz getestet.

2.1 Probennahme

2.1.1 Allgemein

In Baia Mare (Koordinaten siehe Punkt 3.1.1 bei den Ergebnissen) gibt es zum einen die „Neue Halde“ wo 4 Proben beim Wasser und 4 Proben in größerer Entfernung zum Wasser gesammelt werden. Hierbei ist zu erwähnen, dass bei einem Standort die Bodenproben bei ein und derselben Pflanze, aber aus verschiedenen Bodenschichten entnommen werden. Auf der Halde werden im äußeren Bereich graue und rote Bereiche des Bodens beobachtet. Weshalb zusätzlich hier auch noch je 2 reine Bodenproben von grauem und rotem Sand gesammelt werden. Der nächste Standort „Alte Halde“ wird mit je 3 Proben an einem trockenen und einem nassen Standort beprobt. Der letzte Standort in Baia Mare ist unter einem Rohr (UR) gelegen und es werden abermals 3 Proben gesammelt. Die Kontrollproben werden in Breitenbrunn am Neusiedlersee (AUT) unter nassen (3 Proben) und relativ trockenen (3 Proben) Bedingungen gesammelt. Nach dem Sammeln von 3-5 Proben pro Standort, werden diese gewaschen und die verschiedenen Organe (Wurzel, Rhizom, Stängel, Blatt) getrennt getrocknet. Weitere Analysen während des Prozesses der Probennahme sind die Bestimmung der Koordinaten und Höhenmeter, Wasseranalysen und das Ermitteln von Begleitarten (Pflanzen und Tiere).

2.1.2 Chlorophyllfluoreszenz

Die Chlorophyllfluoreszenz wird an allen Standorten, außer NH 7, 10-mal pro Pflanze gemessen und anschließend der Durchschnitt bestimmt und verglichen. Die Messungen erfolgen mit einem Handy PEA Fluorometer (Hansatech Instruments). Vor der Messung wurde die zu messende Stelle für Chlorophyllfluoreszenz mithilfe von Clips abgedeckt, um eine Dunkeladaptation zu ermöglichen. Insbesondere wurden F_v/F_m ausgewertet.

2.1.3 Begleitarten

Bei jedem Standort werden die pflanzlichen Begleitarten mit Hilfe von Fischer *et al* (2008) und die Algen im Wasser (wenn vorhanden) mit Streble & Krauter (2010) und Prescott (1970, 1978) bestimmt.

2.1.4 Wasseranalysen

Die folgenden Methoden betreffen sämtliche Wasserproben. Zu den verwendeten Geräten zählen ein pH-Meter (VOLT CRAFT PH-100ATC) und ein Leitfähigkeitsmessgerät (VOLT CRAFT WA-100ATC). Manche Wasserproben mussten verdünnt werden, wenn die Leitfähigkeit größer als 2000 μS (Maximum des Messgerätes) beträgt. Des Weiteren wird die Temperatur des Wassers gemessen und mit Hilfe eines Aquamerck Kompaktlabor für Wasseruntersuchungen ein Sauerstoff-, ein Gesamthärte-, ein Carbonathärte-, ein Nitrat-, ein Ammonium- und Phosphat-Test durchgeführt. Die prozentuelle Sauerstoffsättigung wird (nach Oehme & Schuler, 1983) mittels Sauerstoffgehalt, Temperatur und Meereshöhe berechnet. Der Sulfatgehalt wird mit einem Merck Millipore Spectroquant Sulfat-Test (SO_4^{2-} bestimmt, wobei die Absorption des Lichts der Wasserproben, mit einer Eichreihe von 0 mg/l, 100 mg/l, 200 mg/l und 300 mg/l Sulfat, im Photometer bei einer Wellenlänge von 400 nm verglichen wird. Anhand einer Funktion, ermittelt über die Eichreihe, wird der Sulfatgehalt bestimmt.

2.2 Bodenanalysen

2.2.1 Korngrößenbestimmung

Diese Methode wird verwendet um die mineralischen Anteile des Bodens zu bestimmen. Es wird zwischen Sand ($63\text{ }\mu\text{m} - 2\text{ mm}$), Grobschluff ($20 - 63\text{ }\mu\text{m}$), Feinschluff ($2 - 6,3\text{ }\mu\text{m}$) und Ton ($< 2\text{ }\mu\text{m}$) unterschieden. Um den rein mineralischen Anteil des Bodens zu erhalten, werden 10 g getrocknete Erde in einen Becher gefüllt, mit A.dest befeuchtet und anschließend der organische Anteil durch Zugabe von Wasserstoffperoxid (H_2O_2) zerstört. Je nach Zusammensetzung des Bodens kann die Reaktion mit H_2O_2 verschieden stark ausfallen, deswegen muss das Reagenz nach und nach in geringen Mengen hinzugefügt werden, bis die Probe nicht mehr schäumt. Ist die Reaktion abgeschlossen, werden Wasser und H_2O_2 verdampft indem die Probe im Wärmeschrank bei $70\text{ }^\circ\text{C}$ getrocknet wird. Anschließend werden 27 ml Natriumpyrophosphat (NaP_2O_7) hinzugefügt um die restlichen noch vorhandenen Ton-Schluff-Komplexe in der Bodenprobe zu degradieren bzw. zu zerstören. Damit der getrocknete Boden wieder im NaP_2O_7 gelöst wird (um die Reaktion zu ermöglichen), wird die Probe 1-2 Tage auf den Rüttler gestellt. Um nun den Sandanteil zu bestimmen, wird die Probe mit A.dest. durch ein 2 mm Sieb gespült. Dadurch bleibt der Sand im Sieb hängen und kann mit Wasser in eine vorher getrocknete und abgewogene Petrischale überführt werden. Die Probe wird im Wärmeschrank getrocknet und anschließend gewogen. Der Rest der Probe wird in 500 ml Erlenmeyer Kolben geleert, mit A.dest. auf ca. 450 ml aufgefüllt und über Nacht weiter geschüttelt. Am nächsten Tag wird die Lösung in 500 ml Messzylinder umgefüllt, für 30 sec heftig umgeschwenkt und dann erschütterungsfrei aufgestellt. Dabei setzen sich die festen Teilchen allmählich ab, und zwar umso schneller, je größer sie sind. Je nach Raumtemperatur werden jeweils 20 ml Bodensuspension zu einer gewissen Zeit aus einer definierten Tiefe von 10 cm entnommen (siehe Tab. 1). Zum Zeitpunkt der ersten Probennahme hat sich der Grobschluff bereits abgesetzt, wohingegen sich Feinschluff und Ton noch in Schwebel befinden. Zum Zeitpunkt der zweiten Probennahme ist nur mehr Ton in der Schwebel. Entnommenen Feinschluff plus Ton sowie die Tonproben werden ebenfalls in getrocknete und vorher gewogene

Petrischalen gegeben und im Wärmeschrank getrocknet. Anschließend werden diese dann wieder gewogen. Um genauere Messungen zu erzielen, wird dieser Prozess für jede Probe zweimal durchgeführt und der Mittelwert der beiden Messungen verwendet.

Tabelle 1: Zeitpunkte der Schluff- und Ton-Entnahme, nach Schinner *et al*, 1993

Temperatur (°C)	Schluff-Entnahme	Ton-Entnahme
18	5'00"	8 h 10'
19	5'00"	8 h 00'
20	4'30"	7 h 45'
21	4'30"	7 h 30'
22	4'30"	7 h 20'
23	4'30"	7 h 10'
24	4'00"	7 h 00'
25	4'00"	6 h 50'
26	4'00"	6 h 40'

Die Berechnung der Ergebnisse wird mittels folgender Formeln nach Kandeler 1993 durchgeführt:

$$\% \text{ Sand} = \frac{\text{Sand} \cdot 100}{\text{Einwaage}}$$

$$\% \text{ Feinschluff} = \frac{(\text{Feinschluff-Ton}) \cdot 20 \cdot 100}{\text{Einwaage}}$$

$$\% \text{ Ton} = \frac{(\text{Ton} - 0,055765) \cdot 20 \cdot 100}{\text{Einwaage}}$$

$$\% \text{ Grobschluff} = 100 - \% \text{ Sand} - \% \text{ Feinschluff} - \% \text{ Ton}$$

2.2.2 Humusbestimmung durch Nassoxidation

Zur Bestimmung des Humusgehaltes wird eine Methode nach Schiner et al (1993) verwendet. Dabei werden 20 ml Kaliumdichromat ($K_2Cr_2O_7$) auf 1-2 g Boden (je nach Humusmenge/-farbe) gegeben. Anschließend dienen 15 ml Schwefelsäure (H_2SO_4) als Katalysator der chemischen Reaktion. Dabei ist es wichtig den Kolben (100 ml Breithals Erlenmeyer Kolben) gleichzeitig langsam zu schwenken, damit es zu keinem Siedeverzug kommen kann. Durch organische Substanzen im Boden wird das orange $K_2Cr_2O_7$ zu blauem Cr(III) reduziert. Je mehr organische Substanzen vorhanden sind, umso mehr $K_2Cr_2O_7$ wird reduziert, wodurch unterschiedliche Färbungen der Proben entstehen. Die Probe wird nach einigen Stunden mit Aqua bi dest auf 100 ml aufgefüllt und nach einer Sedimentation über Nacht wird die Absorption des Lichts der klaren Flüssigkeit 3-mal bei einer Wellenlänge von 570 nm im Photometer gemessen. Aufgrund von Unterschieden, die bei jeder Messung im Photometer entstehen können, muss vorher eine Eichreihe mit verschiedenen Konzentrationen von Myoinosit ($C_6H_{12}O_6$) gemessen werden. Mit Hilfe der Eichreihe kann eine lineare Funktion der Messwerte (steigende Humuskonzentration) ermittelt werden. Durch eine Korrelation zwischen dieser Funktion und der eingewogenen Bodenmenge wird der Humusgehalt errechnet.

2.2.3 Bodenaufschlüsse

2.2.3.1 Extrakte mit Königswasser ($HCl:HNO_3 = 3:1$)

Durch das stark saure und oxidierende Königswasser werden praktisch alle Metalle in Lösung gebracht (Pseudo-Gesamtgehalt). Bei dieser Extraktion werden 25 ml Königswasser ($HCl:HNO_3$ im Verhältnis 3:1) und 2 g Boden in einen 50 ml Erlenmeyer Kolben gefüllt und 2 h stehen gelassen. Anschließend wird die Probe langsam erhitzt (Katalysation der Reaktion), wodurch oxidierende Chlorverbindungen im Königswasser entstehen. Diese Verbindungen bringen Metalle in Lösung. Sobald der austretende gelbe Dampf weiß wird, ist die Reaktion abgeschlossen und die Proben können mit Aqua bi dest auf 50 ml aufgefüllt

werden. Zum Schluss wird der Extrakt filtriert, um den reinen Königswasser Extrakt ohne Bodenbestandteile zu erhalten. In diesem Extrakt ist die Gesamtmenge an Schwermetallen im Boden gelöst, welche dann durch ICP OES (siehe Punkt 2.2.3.3) gemessen werden können. Enthält der Boden Kalk, sollten einige Tropfen HCl vor dem Königswasser auf die Probe getropft werden, sonst würde die Probe beim Erhitzen überschäumen. Deswegen ist es auch sehr wichtig die Proben langsam zu erhitzen.

2.2.3.2 Pflanzenverfügbare Schwermetalle

Um Nährstoffe wie z.B. K, Ca usw. aufnehmen zu können, werden diese von der Pflanze gelöst, wodurch aber ungewollt auch Metalle in Lösung gebracht werden. Das funktioniert über zwei Mechanismen. Zum einen wird die Umgebung der Wurzeln, durch Ausscheiden von H^+ angesäuert, was dazu führt, dass Kationen durch Ionentausch von Humus-Ton Komplexen abgelöst werden. Diese Reaktion wird mit einer 1 M Ammoniumnitratlösung $[(NH_4)(NO_3)]$ nachgestellt, welche den pH-Wert nicht verändert da es ja eine mehr oder weniger neutrale Salzlösung ist. Eine weitere Möglichkeit, um Nährstoffe aus dem Boden zu lösen, ist die Ausscheidung von Komplexbildnern. Hierzu gehören vorwiegend organische Säuren mit mehreren $-COOH$ Carboxyl Gruppen, die etwa amorphe Eisen-Manganverbindungen komplett auflösen und die daran gebundenen Metalle freisetzen können. Dieses Lösungsverfahren wird mit 0,2 M Ammoniumoxalat $[(NH_4)_2 C_2O_4 H_2O]$ nachgestellt. Bei beiden Methoden (Ammoniumnitrat und Ammoniumoxalat) werden auf 10 g Boden 100 ml Extraktionsmittel zugegeben. Nach 24 – 48 h werden alle Proben filtriert und der pH-Wert der Ammoniumnitrat-Extrakte mit einem pH-Meter (VOLTCAFT PH – 100ATC) gemessen, um den potentiellen pH-Wert der Bodenprobe zu bestimmen. Anschließend wird bei allen Ammoniumnitrat und –oxalat Proben eine ICP-OES Messung durchgeführt.

2.2.3.3 ICP OES-Messungen

Bei dieser Methode handelt es sich um eine Massenspektrometrie nach Ionisierung im induktiv gekoppelten Plasma (inductively coupled plasma-optical emission spectrometry). Im Allgemeinen sind ICP Methoden immer Multielementmessungen, bei denen die Probe durch ein starkes Magnetfeld erhitzt („Plasmafackel“) und in ein Plasma transportiert wird. Durch diesen Prozess werden alle Moleküle atomisiert und die Ionen im Magnetfeld nach Masse und Ladung aufgetrennt. Als interner Standard wird das Element Indium (Id) verwendet, weil es in den Proben nicht vorkommt. Da in jeder Probe die Indium Konzentration gleich ist, können mit Hilfe der Id-Werte Schwankungen des Gerätes rechnerisch ausgeglichen werden. Bevor die Proben in das Plasma gelangen, werden sie zerstäubt, wodurch ein Sprühnebel entsteht, von dem nur eine sehr kleine Menge ins Plasma überführt wird. Das Magnetfeld wird durch eine Kupferspule erzeugt und der Ionenstrahl der Probe wird durch 2 Kegel (Scheiben mit einem kleinen Loch) gefiltert und gebündelt. Der Detektor besteht aus 4 Metallstäben, steht unter Vakuum und erzeugt für jedes Ion bzw. Element ein bestimmtes Magnetfeld, welches im Millisekunden-Bereich geändert wird, um jedes gewünschte Ion detektieren zu können. Die ICP OES-Messung wurde mit einem ICP-OES „Optima 5300 DV“ durchgeführt und ist eine sehr sensitive quantitative Methode, bei der Werte zwischen 0.0002 – 1000 ppm gemessen werden können. Bei allen Proben wurden Ca-, Mg-, Fe-, Mn-, As-, Cd-, Co-, Cr-, Cu-, Ni-, Pb- und Zn-Mengen gemessen.

2.3 Aufnahme und Toleranz

2.3.1 Resistenzversuche

Um zu bestimmen, welche Schwermetall-Konzentrationen einzelne Zellen von *P. australis* tolerieren können, werden Konzentrationsreihen von ZnCl_2 , MnCl_2 , CuCl_2 , FeCl_3 , NiCl_2 , CoCl_2 und PbCl_2 angesetzt. Die Konzentrationen reichen von 10^{-1} – 10^{-8} M, mit Ausnahme von Pb, wo aufgrund dessen schlechter Löslichkeit Konzentrationen von 10^{-2} – 10^{-9} M verwendet werden. Oberflächenschnitte des Rhizoms werden für 48 h in die

Konzentrationsreihen und Kontrollen (A.dest) eingelegt. Anschließend werden die Zellen mit Hilfe von 1,5 M Mannitol ($C_6H_{14}O_6$) plasmolysiert (15-20 min), diese ungewöhnliche Konzentration des Mannitols ist wegen des außerordentlich hohen osmotischen Wertes des Schilfs notwendig. Da bloß lebendige Zellen zur Plasmolyse fähig sind, kann so im Lichtmikroskop überprüft werden, in welchen Konzentrationen die Zellen plasmolysieren und somit noch leben. Bei den Resistenzversuchen werden die Epidermiszellen betrachtet, wobei die Plasmolyse aufgrund der Gräser-typischen, gewellten Epidermis nicht leicht erkennbar ist und der Protoplast sich nur an den Rändern der Zellwände leicht ablöst.

2.3.2 Pflanzenaufschlüsse

Um die Schwermetallkonzentrationen in den verschiedenen Pflanzenorganen ermitteln zu können, müssen diese aufgeschlossen werden. Dies wird mit einer stark oxidierten 1:5 Mischung aus Perchlorsäure ($HClO_4$) und Salpetersäure (HNO_3) bewerkstelligt. 25 ml Extraktionsmittel wird auf 1 g Pflanzenmaterial gegeben und für 20-30 min stehen gelassen. Anschließend wird die Probe langsam erhitzt, bis das gesamte Pflanzenmaterial zersetzt ist. Nachdem der Extrakt abgekühlt ist, wird er mit Aqua bi dest auf 50 ml aufgefüllt und filtriert. Die fertigen Extrakte werden dann mittels ICP OES gemessen.

2.4 Anatomie

Um Unterschiede in der Ausbildung von Interzellularen und Abschlussgewebe zwischen Pflanzen von metallbelasteten und metallfreien, sowie von nassen und trockenen Standorten nachzuweisen, wurden Querschnitte von Stängeln und Rhizomen hergestellt.

2.4.1 Einbettung

Von jeder gesammelten Pflanze werden Wurzeln und Stücke der Internodien von Rhizom und Stängel in 10 %ig Phosphat-gepufferter Salzlösung (PBS) Formaldehyd (FA) entlüftet und fixiert. Anschließend wird der Durchmesser von Internodien und Markhöhlen gemessen und die Proben in einer aufsteigenden Reihe von Ethanol (pro Schritt ca. 1h) entwässert. Die Proben werden dann in wasserfreies Propanol und Xylol überführt und Paraffin in Xylol gelöst. Nach mehrmaliger Zugabe von reinem Paraffin ist es notwendig, dass die Proben in kleinen Petrischalen, gefüllt mit Paraffin, endeingebettet werden. Das Paraffin um die Probe wird so weit wie möglich weggeschnitten, das Ganze auf Holzblöcke geklebt und so für das Schlitten-Mikrotom vorbereitet.

2.4.2 Entparaffinieren und Färbemethoden

Mit Hilfe eines Schlitten-Mikrotoms konnten 60-90 µm dicke Querschnitte der Internodien (Rhizom und Stängel) und 60 µm dicke Längsschnitte der Wurzeln angefertigt und auf Objektträgern mit Eiweiß-Glycerin aufgeklebt werden. Das Paraffin wird durch Xylol herausgelöst und mit einer absteigenden Alkoholreihe die Probe wieder bewässert, damit die Farbstoffe in die Zellen bzw. Zellwände eindringen können. Es wird zum einen mit Astrablau (5 mmol) und Safranin (29 mmol) gefärbt, um eine Differenzierung zwischen Zellulose (blau) und Lignin (rot) zu erhalten. Zum anderen wird mit Rhodizonsäure (93 mmol) gefärbt, was zur Rotfärbung möglicher Pb-Einlagerungen führt. Aus den mit Astrablau und Safranin gefärbten Schnitten werden außerdem durch Einschluss in Entellan noch Dauerpräparate angefertigt.

2.4.3 Lichtmikroskopie

Die Dauerpräparate werden mit Hellfeld in einem Lichtmikroskop (Olympus BC41) und den PlanC N Objektiven 4x/0.10, 10x/0.25, 20x/0.40 und 40x/0.65 analysiert.

2.5 Statistische Analysen

Die Auswertung aller, durch die verwendeten Methoden, erhaltenen Daten wird mit Hilfe der Programme Excel 2013 und IBM SPSS Statistics 20 durchgeführt. Hierfür werden Balkendiagramme, Boxplots, t-Tests, einfaktorieller Anova-Test und Pearson-Tests verwendet. Letzteres ist möglich, da der Kolmogorov-Smirnoff-Test keine signifikante Abweichung von einer Normalverteilung der Daten ergibt. Liegt die Irrtumswahrscheinlichkeit des Pearson-Tests bzw. des t-Tests bei $P < 0,05$ wird die Korrelation als signifikant und bei $P < 0,01$ als hochsignifikant betrachtet. Die Verfügbarkeit der Schwermetalle im Boden wird wie folgt berechnet:

$$\frac{\text{verfügbare Schwermetalle} \cdot 100}{\text{Gesamtgehalt der Schwermetalle}}$$

Außerdem wird die Aufnahmefähigkeit der Pflanzen durch folgende Formeln ermittelt:

$$\frac{\text{Wurzel} \cdot 100}{\text{Ammoniumnitrat}} \quad \frac{\text{Wurzel} \cdot 100}{\text{Ammoniumoxalat}}$$

Die Transferraten der Metalle in den Pflanzen werden mittels folgender Formeln berechnet:

$$\frac{\text{Wurzel} \cdot 100}{\text{Königswasser}} \quad \frac{\text{Blatt} \cdot 100}{\text{Wurzel}} \quad \frac{\text{Blatt} \cdot 100}{\text{Königswasser}}$$

3. Ergebnisse

3.1 Beobachtungen im Freiland

3.1.1 Standort neue Halde (NH)

Der Standort befindet sich in einem Auffangbecken (Abb. 4) mit sehr feinem, sandigem Substrat, welches von einem Damm umgeben ist und eine Größe von ca. 35 ha, sowie eine Seehöhe von 189 m aufweist. In der Mitte des Beckens befindet sich ein kleiner See, der rundherum von Schilf und andere Pflanzen,



Abbildung 3: Schilfgürtel bei der neuen Halde

sowie von einer reichen Fauna besiedelt ist (Abb. 3). Diese „belebte Zone“ um den See ist lediglich wenige Meter breit. Je weiter man sich vom Ufer des Sees entfernt, umso weniger Vegetation ist vorhanden. Der größte Teil der Halde (im äußeren Bereich) ist unbewachsen. *P. australis* war hauptsächlich dort vorhanden, wo der Grundwasserspiegel nur wenige Dezimeter unter der Oberfläche lag, was auch seichte Weiher beinhaltet und anhand des Schemas der Neuen Halde sowie den gemessenen Höhenmetern sichtbar ist (Tab. 2). An der Außenseite des Damms, an den Stellen die nahe am Grundwasserspiegel liegen, wächst *P. australis* ebenfalls (Abb. 5).



Abbildung 4: Überblick über den Haldenkomplex bei Baia Mare; NH ist bei der Probennahme 1, OH bei Probennahme 2 und UR bei Probennahme 2. Links im Bild ist der Fluss Săsar zu sehen, in den sich im Jahr 2000 auslaufende Cyanidlösung ergoss. Nach Google Earth.

Tabelle 2: Koordinaten und Höhenmeter der beprobten Standorte

	Koordinaten		Seehöhe (m)
	N	E	
NH1	47° 37' 94,5"	3° 27' 36,8"	189
NH2	7° 37' 95,6"	23° 27' 37,0"	189
NH3	47° 37' 95,6"	23° 27' 37,0"	189
BM-OH2	47° 38' 39,6"	23° 28' 22,2"	185
UR -1 Pf 1	47° 38' 66,9"	23° 28' 85,8"	169
UR -1 Pf 2	47° 38' 66,9"	23° 28' 85,8"	169
UR -1 Pf 3	47° 38' 66,9"	23° 28' 85,8"	169
NS 1-3 (feucht)	47° 55' 51,7"	16° 44' 51,8"	113
NS 4-6 (trocken)	47° 55' 52,0"	16° 44' 52,4"	116

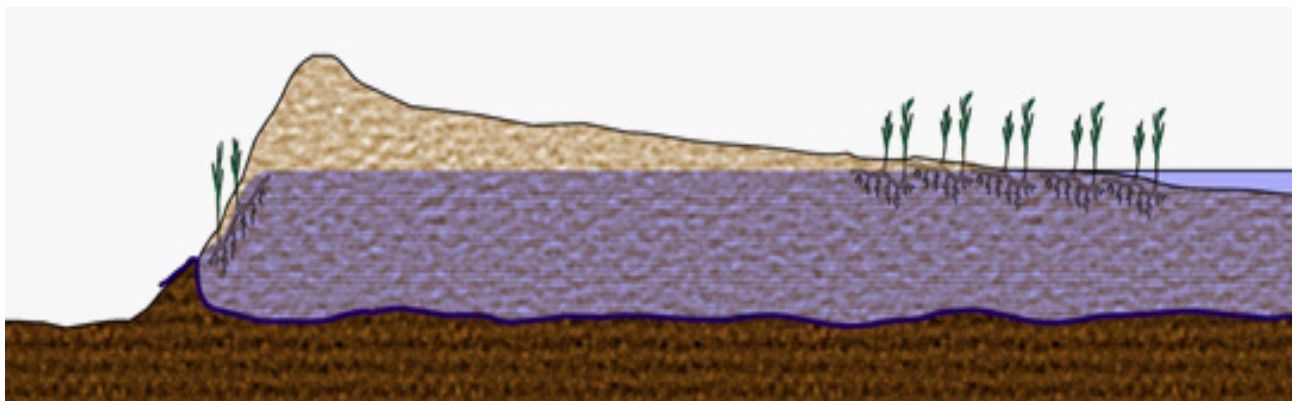


Abbildung 5: Schilf als Grundwasserzeiger bei der neuen Halde in Baia Mare

3.1.2 Standort alte Halde (OH)

Dieses Auffangbecken ist ca. 40 ha groß und enthält Abraummateriale, welches von ca. 7-8 Minen im Umkreis von 5 km stammt und bis in die 1970er Jahre noch aktiv war. Seit ca. 40 Jahren wird von der Northern University of Romania hier eine Wiederbegrünung versucht. Dies ist z.T. auch schon gelungen, es gibt allerdings immer noch manche Bereich der Halde, die eine recht spärliche Vegetation aufweisen. Besonders um kleine Weiher befinden sich an der Oberfläche des Substrates viele Salze, was das Schilf aber nicht daran hindert in diesen Bereichen zu wachsen (Abb. 6).



Abbildung 6: kleiner Weiher mit Schilf bei der alten Halde

3.1.3 Standort unter dem Rohr (UR)

Entlang der Rohre, welche das Abraummateriale zu den Auffangbecken transportieren, wurde ebenfalls *P. australis* untersucht. Dieser Standort bildete sich, da manche Rohre teilweise undicht waren und somit auch an diesen Stellen Schwermetallkontaminationen statt fanden. Das Schilf wächst hier allerdings wiederum nur an einem ca. 20 ha großen Weiher, in dem zwischen dem dichten Schilfbestand ein reges Treiben der Tierwelt vorhanden ist.



Abbildung 7: *Phragmites australis* unter dem Rohr

3.1.4 Standort Breitenbrunn (NS)

Hierbei handelt es sich um einen künstlichen Kanal im Schilfgürtel des Neusiedlersees. Der See umfasst eine Fläche von ca. 32.000 ha, wobei 18.000 ha davon aus dem Schilfgürtel bestehen. Der Neusiedlersee besitzt einen hohen Salzgehalt und ebenfalls eine reichhaltige Fauna, die zu einem großen Teil innerhalb der Schilfbestände des Nationalparks lebt. In der näheren Umgebung, des beprobten Bereichs, war keine Quelle einer Kontamination erkennbar.

3.1.5 Wasseranalysen

Generell unterscheiden sich alle Standorte hochsignifikant bezüglich des pH-Wertes, von einander; außerdem unterscheiden sich die kontaminierten Standorte hochsignifikant vom Neusiedlersee. Im Gegensatz zum Neusiedlersee ist das Wasser aller Standorte von Baia Mare eher im sauren Bereich, wobei die pH-Werte nach NH > UR > OH abnehmen. Der Kontrollstandort besitzt einen pH Wert von 8. Das Wasser der kontaminierten Standorte ist sauer (Abb. 9), enthält Nährstoffe in nachweisbaren Konzentration (Nitrat, Phosphor) (Tab. 3), und große Mengen an Salz, was durch die hohe Leitfähigkeit (Abb. 10) des Wassers und durch an der Oberfläche des Bodens befindliche Salzkristalle sichtbar ist (Abb. 8). Die Leitfähigkeit des Wasser bei OH ist am geringsten, bei UR etwas höher und bei NH schon so groß, dass sie erst nach einer Verdünnung der Proben gemessen werden konnte. Die hohen Salzgehalte des Neusiedlersees spiegeln sich in der sehr hohen Leitfähigkeit des Wassers wieder; zumindest was den Salzgehalt betrifft, erscheinen die Standorte daher durchaus vergleichbar.



Abbildung 8: Salzkristalle in unmittelbarer Umgebung von *P. australis* der alten Halde

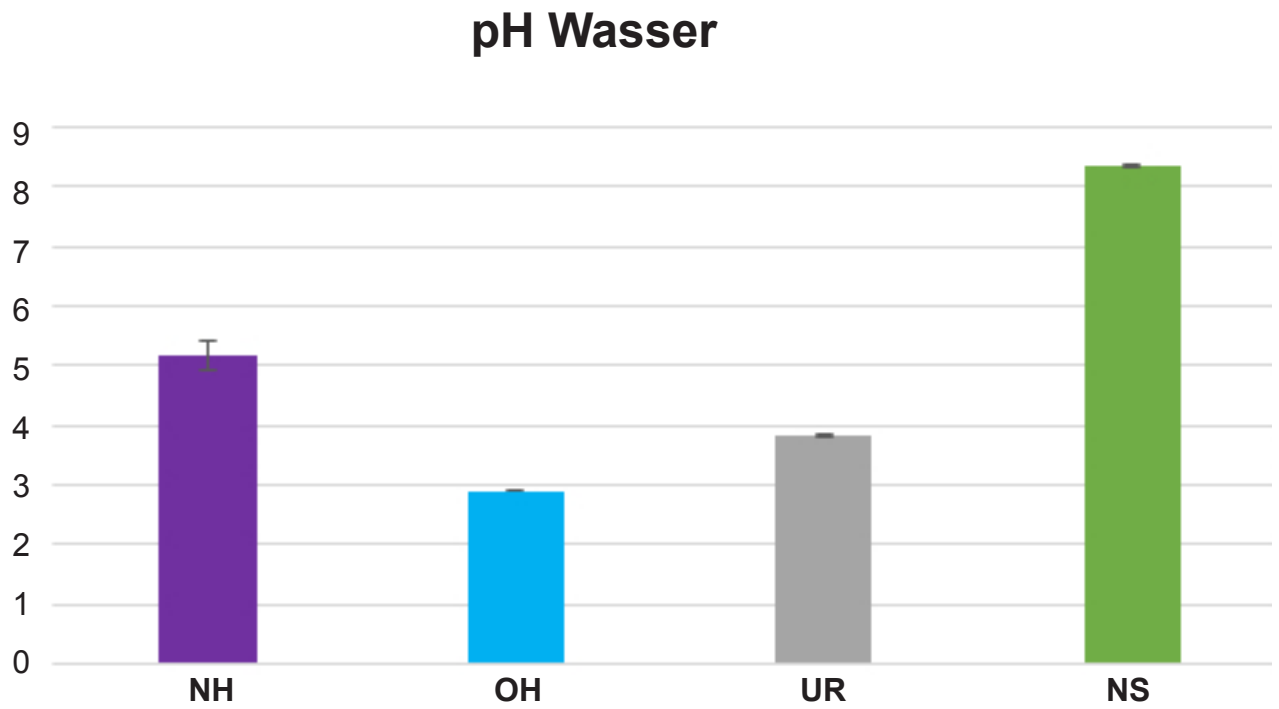


Abbildung 9: pH-Werte des Wassers

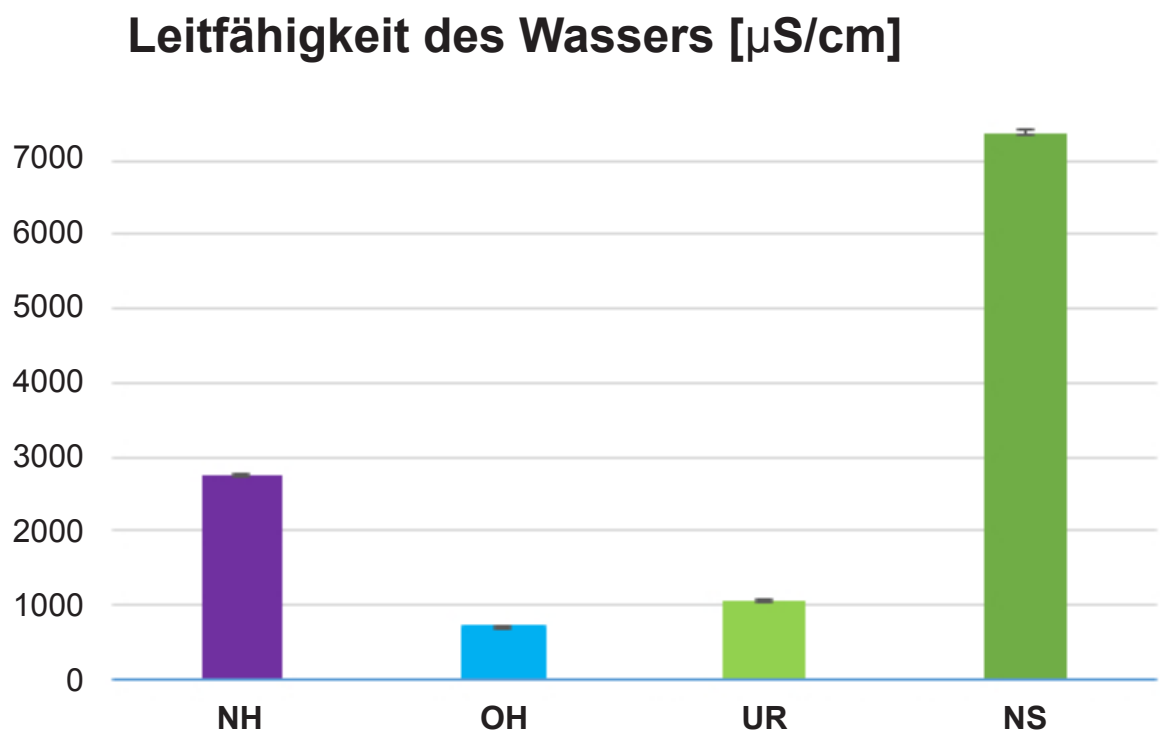


Abbildung 10: Leitfähigkeit des Wassers in [$\mu\text{S}/\text{cm}$]

Tabelle 3: Mittelwerte der Wasseranalysen

	temp. (°C)	O ₂	O ₂ Sättigung (%)	Karbonat- härte (°dH)	NO ³⁻	PO ₄ ³⁻ (mg/l)	NH ₄ ⁺	Sulfat (mg/L)
NH	21	7,2	88,27	0,85	0-10	0,08	0,03	170,80
OH	33	5	54,51	0	0	0	0 - 0,2	48,13
UR	23	7,9	38,43	0	0	x	0 - 0,2	81,13
NS	26	3,7	46,27	21,1	50-75	0,25	0-0,2	181,42
p-Wert ANOVA	0,002	0,009	0,00	0	0		0,019	0,00

3.1.6 Begleitarten

Nur im Zentrum von ausgedehnten Populationen wird *P. australis* auf den Halden durch andere Gefäßpflanzen begleitet. Bei NH zählen *Typha latifolia*, *Salix pupurea*, *S. viminalis*, *Bolboschoenus maritimus* und *Populus* sp. dazu, wobei die Peripherie der Gewässer ausschließlich von *P. australis* und *Typha latifolia* bewachsen ist. Im Wasser werden hier die Algen *Klebsormidium* sp., *Tribonema* sp., *Navicula* sp., *Chlamydomonas* sp., *Mougeautia* sp., *Coelastrum* sp., *Zygnemopsis* sp. und *Gloeocystis* sp. und die Tiere *Orthetrum cancellatum*, *Chilo phragmitella* und *Rana ridibunda* gefunden. Bei der alten Halde werden, z.T. aufgrund der versuchten Revegetation, *Juncus capitatus*, *J. effuses*, *Populus* sp., *Betula pendula*, *Robinius pseudoacacia*, *Polygonum japonica*, *Quercus cerris*, *Viola tricolor*, *Achilla* sp. und *Acacia* sp. gefunden, wobei lediglich *Juncus capitatus* und *J. effuses* mit Schilf vergesellschaftet sind. In dem Gewässer von OH sind die Algen *Zygnemopsis* sp., *Mougeautia* sp., *Klebsormidium* sp., *Epithemia arges*, *Oedogonium* sp.

und *Chlamydomonas* sp. zu finden. Beim Standort Unter dem Rohr waren außer dem Schilf kaum anderen Pflanzen vorhanden, lediglich *Bolboschoenus maritimus* und im Wasser *Microthamnion* sp., *Klebsormidium* sp. und Diatomeen traten auf. Auch hier ist eine umfangreiche Fauna vorhanden, mit Arten wie *Bufo viridis*, *Notonecta* sp., *Argyroneta aquatica*, *Myocephalus scorpius*, *Orthretum cancellatum* und Culex-Larven.

3.2 Bodeneigenschaften

3.2.1 Beschaffenheit des Bodens

An der Oberfläche des Bodens der neuen Halde sind rote und graue Flecken zu erkennen. Bei den grauen handelt es sich um Fe^{2+} und bei den roten um oxidiertes Fe^{3+} . Derselbe Farbumschlag kann in der Rhizosphäre der trockenen neuen Halde beobachtet werden (Abb. 11).



Abbildung 11: rote Verfärbung um Schilf Rhizom

3.2.2 pH und Eisengehalte

Die pH-Werte weisen nur bei NH und NS hochsignifikante Unterschiede zwischen trockenen und nassen Bedingungen auf. An trockenen Standorten ist der Boden saurer als an nassen (Abb. 12). Im Allgemeinen unterscheiden sich alle Standorte untereinander hochsignifikant. Außerdem kann beobachtet werden, dass der pH-Wert des Fe^{3+} sowohl an der Oberfläche des Bodens als auch in der Rhizosphäre um einiges saurer ist als beim Fe^{2+} (Abb. 13), was mit dem Oxidationsstatus von Fe begründet werden kann. Die neue Halde ist, in Bezug auf die pH-Werte des Bodens und des Wassers, weniger sauer als die beiden anderen Standorte in Baia Mare.

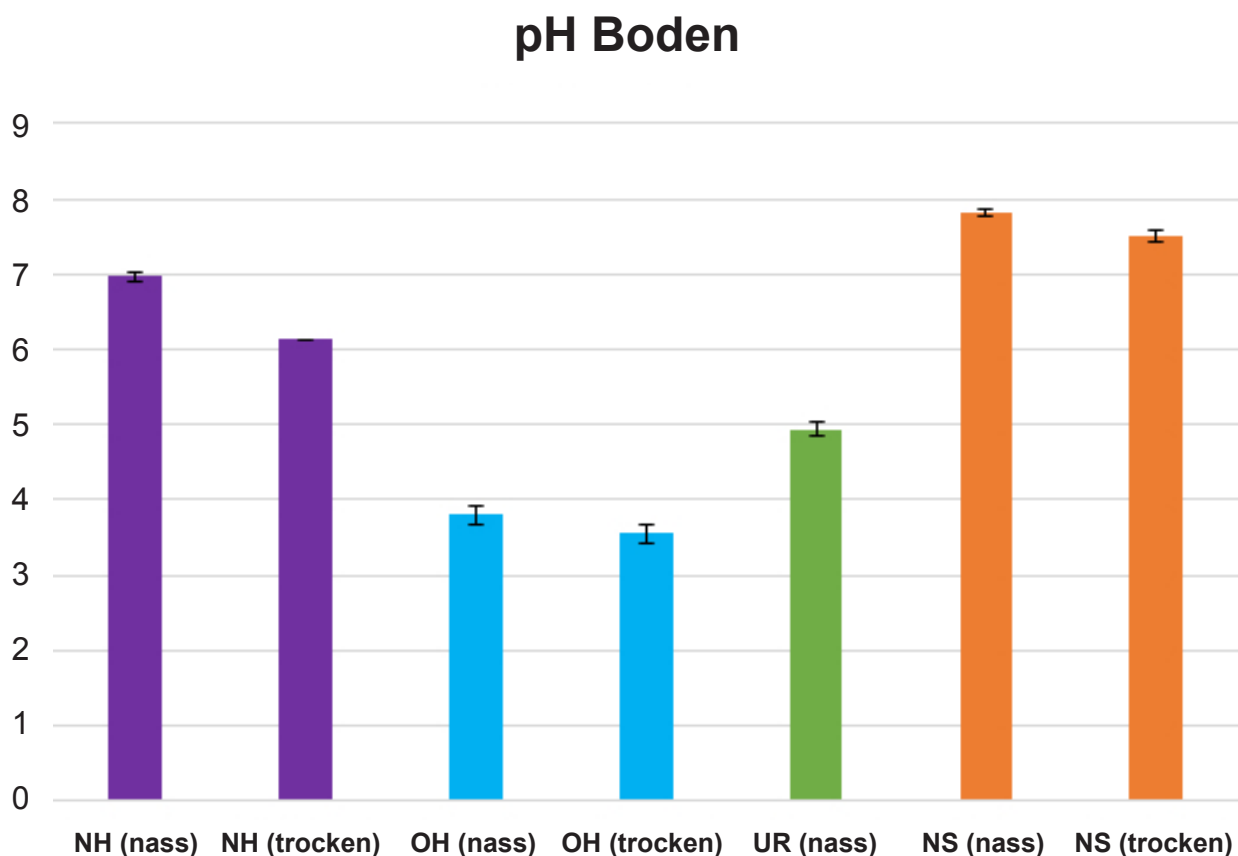


Abbildung 12: pH-Werte Boden

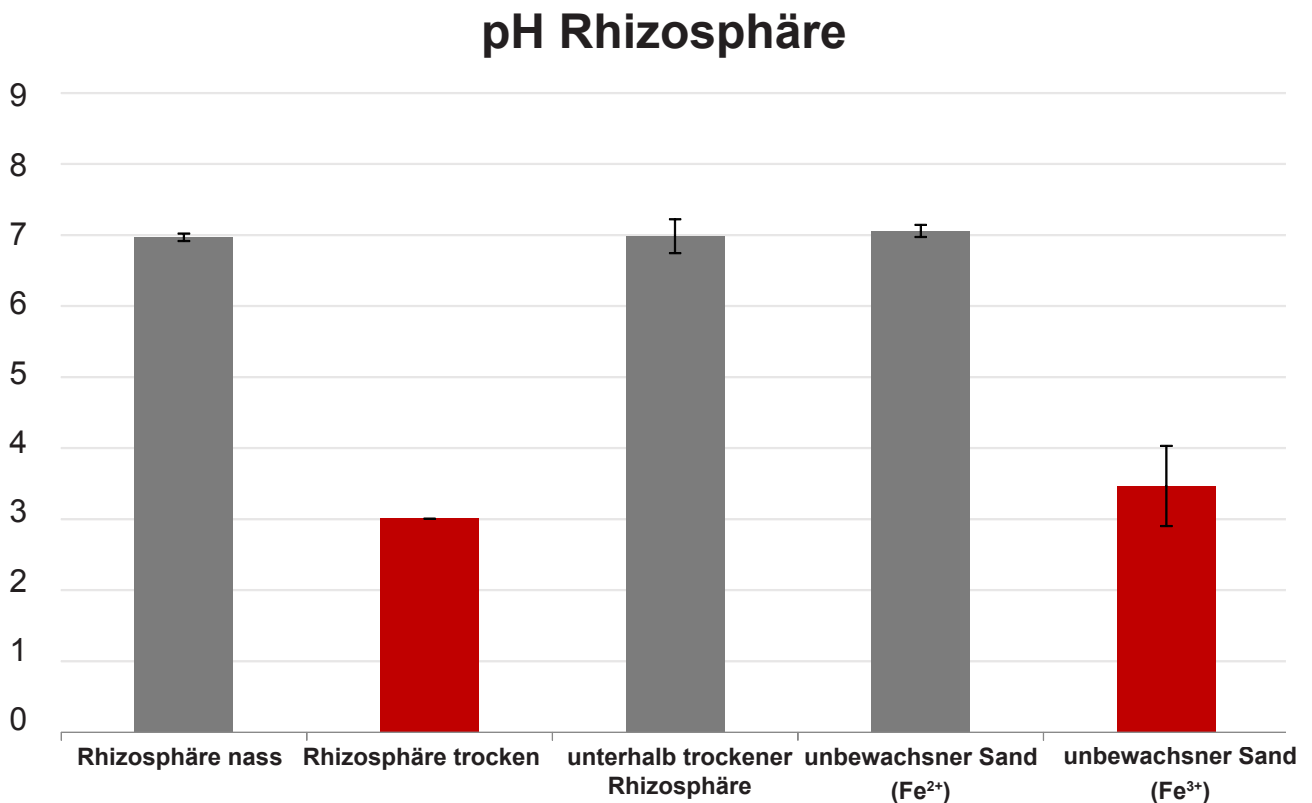


Abbildung 13: pH-Werte Rhizosphäre

3.2.3 Korngröße und Humusgehalt

Die Schwermetall-kontaminierten Standorte in Baia Mare bestehen hauptsächlich aus Sand und Schluff, weshalb das Substrat sehr mobil und entweder komplett trocken oder staunass ist (Abb. 14). An nassen Standorten ist mehr Humus vorhanden als an trockenen (Abb. 15). Bei der neuen Halde besteht das Substrat im nassen Bereich und an Stellen ohne Pflanzen aus ca. 50% Sand, 40% Grobschluff, 4% Feinschluff, 0,8% Ton und 2,4% Humus. Im trockenen Bereich sind ca. 14% Sand, 68% Grobschluff, 12% Feinschluff und 4,5% Humus. Der Standort OH besitzt im Nassen lediglich ca. 3% Sand, dafür aber ca. 55% Grobschluff, 21% Feinschluff, 18% Ton und 3,6% Humus und im Trockenen ca. 55% Sand, 38% Grobschluff, 4% Feinschluff, 1,6% Ton und 1,3% Humus. Das Substrat von UR besteht aus ca. 26% Sand, 39% Grobschluff, 12% Feinschluff, 17% Ton und 4,4% Humus. Im Vergleich zu den Standorten in Baia Mare besitzt der Neusiedlersee nur ca. 8% Sand, 30% Grobschluff, 29% Feinschluff, 26% Ton und 7,4% Humus.

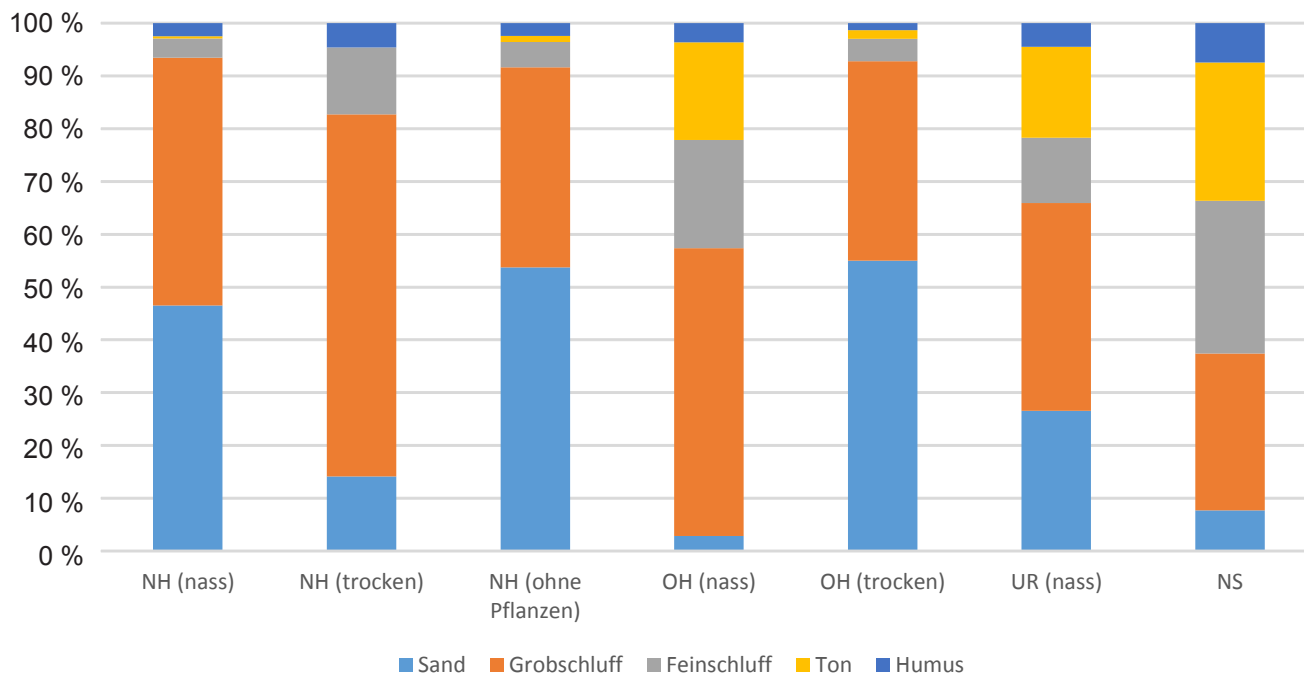


Abbildung 14: Korngröße und Humusgehalt

3.2.4 Verfügbarkeiten und Metallgehalte im Boden

In den folgenden Absätzen wird * für signifikante ($p < 0,05$) und ** für hochsignifikante ($p < 0,01$) Unterschiede verwendet. Außerdem weisen die aufgezählten Korrelationen $p \leq 0,01$ und $|R| > 0,6$ auf. Die Korrelationstabellen sind im Anhang ab Seite 138 zu finden.

3.2.4.1 Kalzium (Ca)

Baia Mare weist, im Vergleich zum Neusiedlersee, bezüglich des Gesamtgehaltes** verminderte bzw. bezüglich der austauschbaren** und komplexierbaren* Ca-Mengen erhöhte Werte auf (Tab. 4). Trotz erhöhter Ca-Gesamt mengen* bei NH gegenüber OH sind bei NH geringere komplexierbare Mengen verfügbar* (Tab. 5).

Tabelle 4: Ca-Gehalt im Boden

	austauschbares Ca [mg/kg]	komplexierbares Ca [mg/kg]	Gesamtgehalt Ca [mg/kg]
NH nass (n=3)	12.844,11 ± 2.777,87	220,05 ± 27,68	27.980,65 ± 6.595,82
NH trocken (n=1)	9.908,91	601,32	29.306,93
NH ohne Pflanze (n=8)	7.506,08 ± 5.292,41	620,17 ± 754,55	26.460,62 ± 8.838,19
OH nass (n=3)	612,01 ± 62,87	149,72 ± 136,60	1.791,34 ± 110,96
OH trocken (n=2-3)	729,73 ± 119,86	1.025,84 ± 129,31	3.475,82 ± 3.880,61
UR nass (n=3)	3.528,60 ± 635,40	961,88 ± 370,98	6.178,63 ± 301,95
NS nass (n=3)	145,10 ± 11,80	182,34 ± 100,54	339.321,54 ± 40.657,83
NS trocken (n=3)	187,25 ± 47,66	141,58 ± 43,18	267.659,37 ± 13.820,31

Außerdem besitzt NH, verglichen mit UR, erhöhte Gesamt**- und austauschbare*- bzw. verringerte komplexierbare**-Ca-Mengen (Abb.15). Obwohl NS, im Vergleich zu OH und UR, mehr Ca-Gesamtgehalt* aufweist, sind die Verfügbarkeiten* von Ca und dessen austauschbare** Menge verringert. Der Standort NS verfügt über geringere austauschbare**-Mengen und Verfügbarkeiten* als NH. Zusätzlich zu einer verminderten Gesamt**- und austauschbaren*, sowie der Verfügbarkeit der austauschbaren* Ca-Menge besitzt OH gegenüber UR eine erhöhte Verfügbarkeit der komplexierbaren* Ca-Menge.

Tabelle 5: Ca-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Ca [%]	komplexierbares Ca [%]
NH nass (n=3)	46,30 ± 6,74	0,82 ± 0,27
NH trocken (n=1)	33,81	2,05
NH ohne Pflanze (n=8)	26,60 ± 13,49	3,13 ± 4,57
OH nass n=3)	34,13 ± 2,18	41,99 ± 8,25
OH trocken (n=3)	40,96 ± 26,83	63,77 ± 46,80
UR nass (n=3)	57,24 ± 11,07	15,49 ± 5,49
NS nass (n=3)	0,04 ± 0,002	0,06 ± 0,04
NS trocken (n=3)	0,07 ± 0,02	0,05 ± 0,02

Unter nassen Bedingungen ist bei NH weniger komplexierbares** Ca vorhanden als unter trockenen. Es gibt bei NH in Bereichen ohne Pflanzen niedrigere austauschbare Ca-Verfügbarkeiten* als unter nassen Bedingungen. Ein hoher Ca-Gesamtgehalt korreliert mit dem verfügbaren austauschbaren Ca (-0,737), der Feinschluffmenge (0,687), der Tonmenge (0,710), dem Humusgehalt (0,652), dem pH-Wert (0,642), dem Wurzel-Gehalt (0,702), dem Rhizom-Gehalt (0,646) und dem Blatt-Gehalt (0,617). Eine hohe Ca-Komplexierbarkeit korreliert mit dem pH-Wert (-0,826).

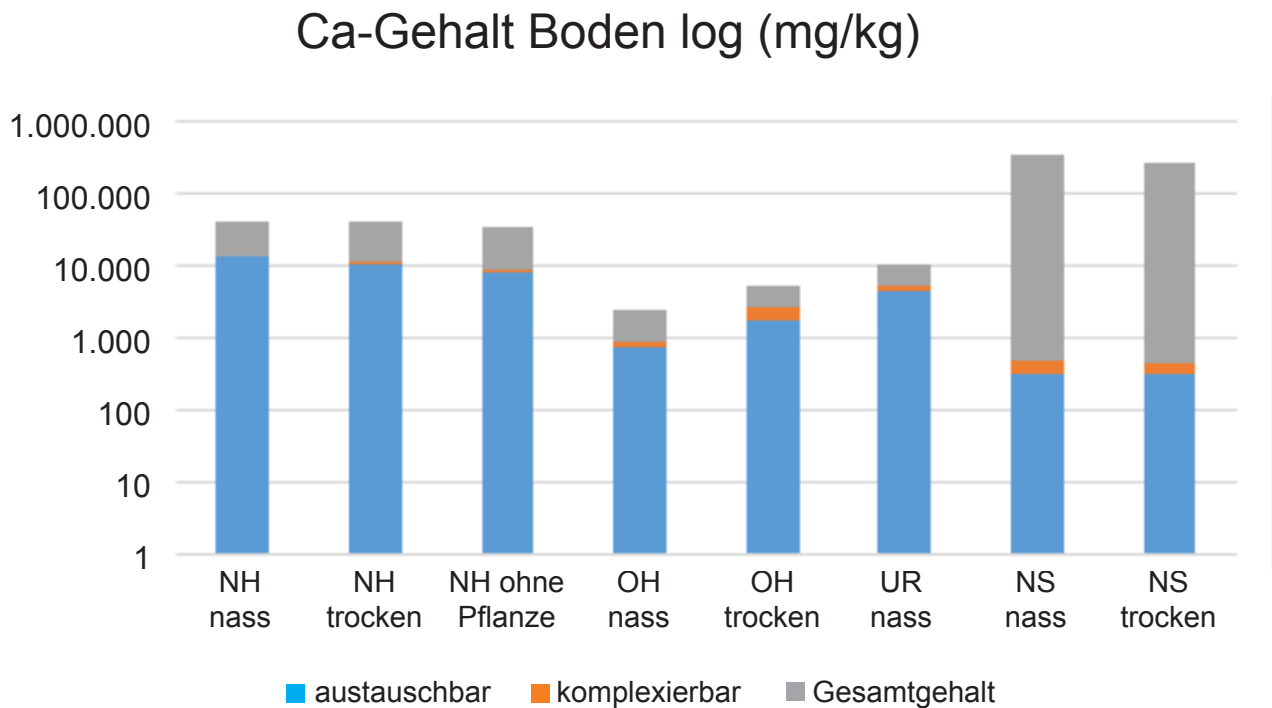


Abbildung 15: Ca-Gehalt Boden

3.2.4.2 Magnesium (Mg)

Beim Neusiedlersee sind, verglichen mit Baia Mare, größere Mengen Mg im Gesamtgehalt** und der austauschbaren** Menge vorhanden (Tab. 6). Der Standort NH besitzt höhere Werte auf die Gesamt**- und komplexierbare**-Menge bezogen, als UR und niedrigere Gesamt**- und austauschbare**-Werte als NS. Zusätzlich besitzt NS, verglichen mit OH, größere Gesamt**- und lösliche-Mengen** Mg, sowie erhöhte Verfügbarkeit der austauschbaren** Mengen (Tab. 7).

Tabelle 6: Mg-Gehalt im Boden

	austauschbares Mg [mg/kg]	komplexierbares Mg [mg/kg]	Gesamtgehalt Mg [mg/kg]
NH nass (n=3)	1.903,84 ± 949,73	5.891,35 ± 896,39	16.691,52 ± 1.986,41
NH trocken (n=1)	8.350,63	17.537,64	-
NH ohne Pflanze (n=8)	4.206,64 ± 2.896,14	7.303,92 ± 2.611,34	13.282,57 ± 5.410,42
OH nass (n=3)	919,85 ± 249,97	2.779,34 ± 1.095,95	11.599,77 ± 1.537,16
OH trocken (n=2-3)	831,45 ± 712,84	2.317,86 ± 914,34	8.398,17 ± 914,34
UR nass (n=3)	1.718,82 ± 194,93	2.406,70 ± 301,63	9.811,57 ± 1.293,98
NS nass (n=3)	15.433,11 ± 1.713,63	29.239,39 ± 32.028,94	91.950,58 ± 8.284,00
NS trocken (n=3)	31.834,77 ± 2.334,05	12.028,50 ± 2.991,73	80.848,11 ± 5.633,44

Tabelle 7: Mg-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Mg [%]	komplexierbares Mg [%]
NH nass (n=3)	11,59 ± 6,29	35,63 ± 7,03
NH ohne Pflanze (n=8)	46,85 ± 53,59	74,49 ± 70,23
OH nass (n=3)	7,83 ± 1,29	23,64 ± 6,89
OH trocken (n=3)	10,63 ± 9,83	29,07 ± 14,18
UR nass (n=3)	17,77 ± 3,41	24,81 ± 4,21
NS nass (n=3)	16,82 ± 1,17	31,91 ± 34,91
NS trocken (n=3)	39,44 ± 3,08	15,05 ± 4,56

Verglichen mit UR weist NS erhöhte Gesamt**- und austauschbare** Mg-Werte auf (Abb. 16). Außerdem weist der Standort OH weniger verfügbares* Mg auf als NH, wobei NH aber auch mehr komplexierbares* Mg hat. Die austauschbaren* Mg Mengen und deren Verfügbarkeit** sind bei UR höher als bei OH. Unter trockenen Bedingungen ist bei NS und NH mehr austauschbares* Mg vorhanden, als unter nassen. Zusätzlich besitzt NS im Trockenem vermehrte Verfügbarkeit des austauschbaren** Mg und NH erhöhte komplexierbare** Mg-Mengen. Es gibt bei NH, unter trockenen Bedingungen, größere komplexierbare** Mg-Mengen als in Bereichen ohne Pflanzen. Eine hohe Mg-Gesamtmenge korreliert mit dem austauschbaren Mg (0,841), der Feinschluffmenge (0,684), der Tonmenge (0,733), dem Humusgehalt (0,700), dem pH-Wert (0,661), dem Wurzel-Gehalt (0,677), dem Rhizom-Gehalt (0,744), dem Stängel-Gehalt (0,793) und dem Blatt-Gehalt (0,830). Eine erhöhte Mg-Austauschbarkeit korreliert mit dem Humus-Gehalt (0,838) und der Chlorophyllfluoreszenz (-0,670). Eine hohe Mg-Komplexierbarkeit korreliert mit dem Wurzel-Gehalt (0,944), dem Rhizom-Gehalt (0,891), dem Stängel-Gehalt (0,815) und dem Blatt-Gehalt (0,702).

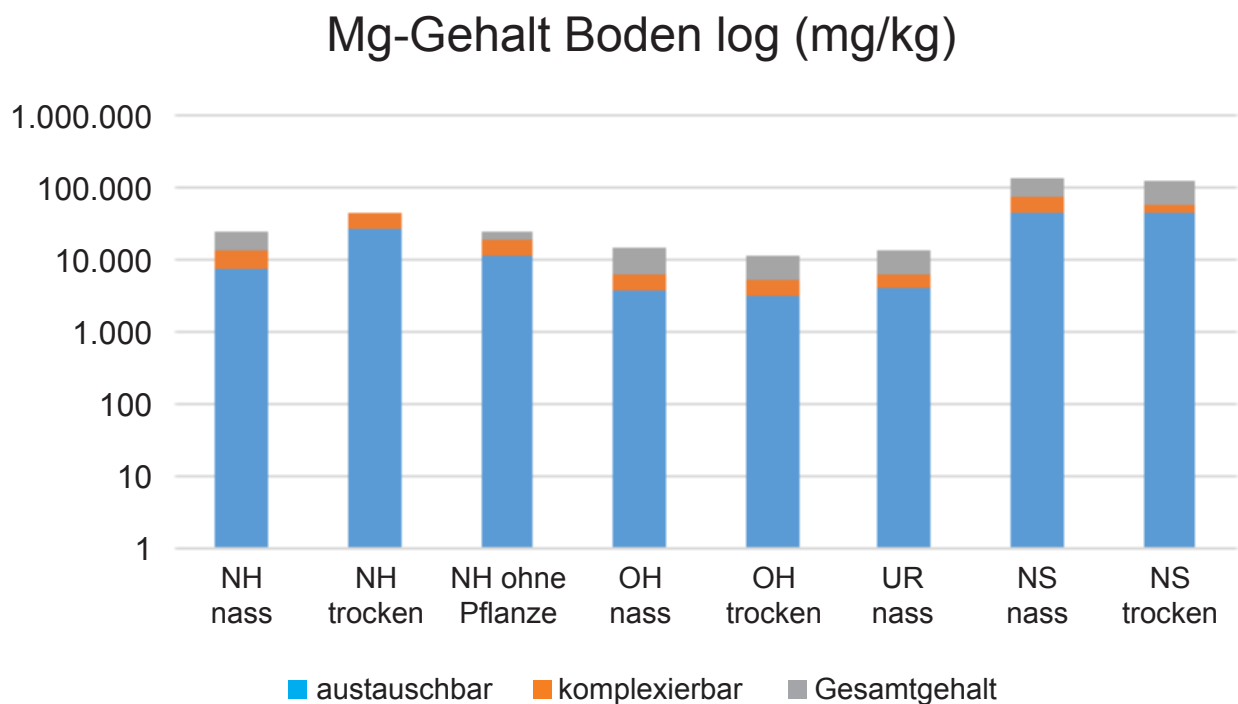


Abbildung 16: Mg-Gehalt Boden

3.2.4.3 Eisen (Fe)

Der einzige Unterschied zwischen Baia Mare und dem Neusiedlersee besteht in einer größeren komplexierbaren** Fe-Menge bei kontaminierten Standorten (Tab 8). Der Standort OH besitzt eine signifikant größere Menge lösliches Fe als UR und NS. Außerdem können bei NS, im Vergleich zu UR, noch geringere komplexierbare* Fe-Mengen gefunden werden.

Tabelle 8: Fe-Gehalt im Boden

	austauschbares Fe [mg/kg]	komplexierbares Fe [mg/kg]	Gesamtgehalt Fe [mg/kg]
NH nass (n=3)	0	61.769,12 ± 8.252,84	222.171,20 ± 21.150,87
NH trocken (n=1)	0	167.306,37	233.988,12
NH ohne Pflanze (n=8)	535,97 ± 918,17	140.678,42 ± 70.772,68	234.017,07 ± 36.571,28
OH nass (n=3)	308,55 ± 162,88	135.396,70 ± 46.767,13	150.494,93 ± 17.446,69
OH trocken (n=2-3)	506,19 ± 173,42	159.285,49 ± 27.830,42	-
UR nass (n=3)	0	182.204,32 ± 14.838,49	-
NS nass (n=3)	0	1.382,58 ± 1.657,14	-
NS trocken (n=3)	0	5.658,62 ± 2.421,66	-

Tabelle 9: Fe-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Fe [%]	komplexierbares Fe [%]
NH nass (n=3)	0	27,73 ± 1,09
NH trocken (n=1)	0	71,5
NH ohne Pflanze (n=8)	0,24 ± 0,43	60,67 ± 32,02
OH nass (n=3)	0,20 ± 0,86	89,40 ± 25,20

Die komplexierbaren** Fe-Mengen von NH sind weniger als die von UR und mehr als die von NS (Abb. 17). Zusätzlich sind bei der neuen Halde geringere austauschbare** Fe-Werte als bei OH vorhanden. Fe weist bei NH, unter trockenen Bedingungen, erhöhte komplexierbare** Fe-Mengen auf. Die komplexierbaren* Fe-Mengen und deren Verfügbarkeit* sind bei NH in Bereichen ohne Pflanzen größer als unter nassen Bedingungen. Bezüglich der Fe-Verfügbarkeit ist zwischen den Standorten kein signifikanter Unterschied vorhanden (Tab 9). Ein hoher Fe-Gesamtgehalt korreliert mit dem Tongehalt (-0,711), eine hohe Fe-Austauschbarkeit korreliert mit dem verfügbaren austauschbaren Fe (0,942) und dem pH-Wert (-0,618) und eine hohe Fe-Komplexierbarkeit korreliert mit dem pH-Wert (-0,774), dem Wurzel-Gehalt (0,743) und der Blatt/Wurzel-Rate (-0,615).

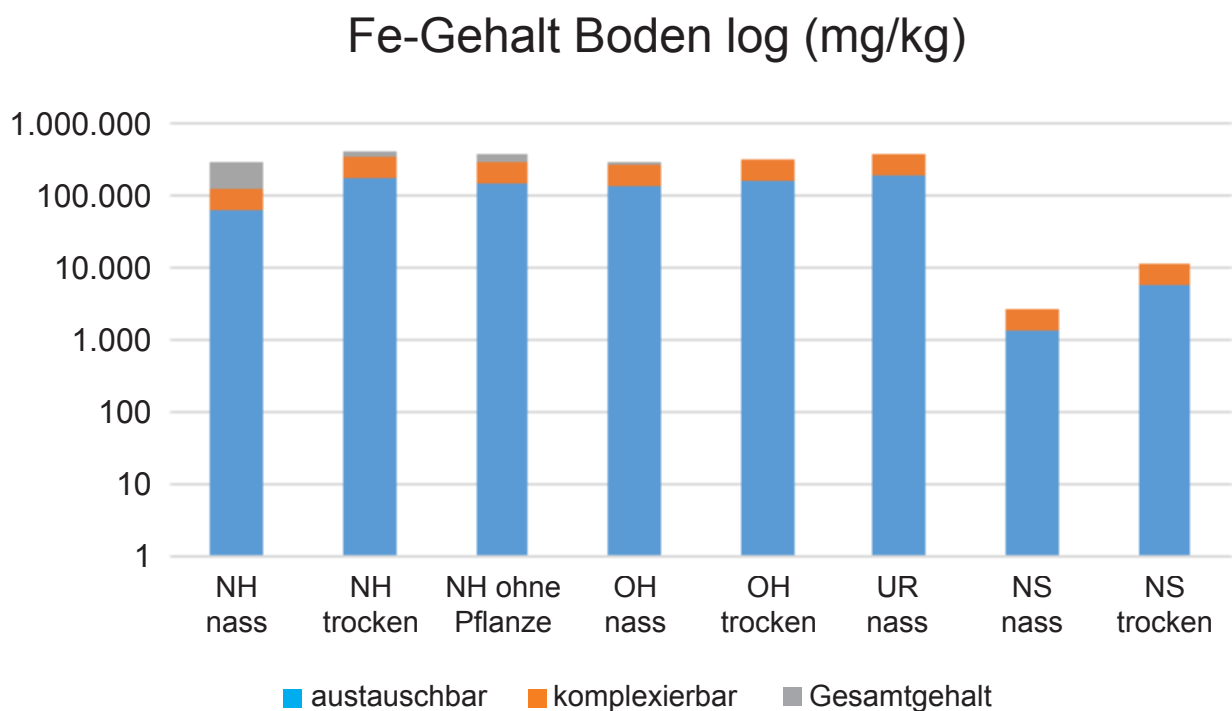


Abbildung 17: Fe-Gehalt Boden

3.2.4.4 Mangan (Mn)

Der Neusiedlersee besitzt, im Vergleich zu Baia Mare, weniger Gesamtgehalt** und Verfügbarkeit* von Mn (Tab. 10). Außerdem besitzt NS höhere Gesamtgehalte**, austauschbare* und komplexierbare**, sowie größere Verfügbarkeit** der komplexierbaren Mengen als NH, aber auch größere Verfügbarkeiten* und erhöhte austauschbare* Mn-Mengen als OH (Tab. 11). Beim Neusiedlersee ist zwar, verglichen mit OH, eine größere Gesamtmenge** Mn, aber verglichen mit UR eine geringere Löslichkeit** von Mn vorhanden.

Tabelle 10: Mn-Gehalt im Boden

	austauschbares Mn [mg/kg]	komplexierbares Mn [mg/kg]	Gesamtgehalt Mn [mg/kg]
NH nass (n=3)	832,36 ± 657,67	4.139,82 ± 532,85	17.494,94 ± 2.791,77
NH trocken (n=1)	10.851,10	16.833,48	-
NH ohne Pflanze (n=8)	3.942,67 ± 3.941,21	7.741,14 ± 3.037,87	12.728,30 ± 7.162,74
OH nass (n=3)	117,69 ± 28,92	349,95 ± 157,66	741,32 ± 102,08
OH trocken (n=2-3)	744,99 ± 620,03	2.197,03 ± 1.104,73	-
UR nass (n=3)	8.517,21 ± 1.502,54	20.355,61 ± 2.958,54	-
NS nass (n=3)	19,50 ± 6,80	59,36 ± 35,13	1.470,17 ± 208,05
NS trocken (n=3)	42,09 ± 2,72	42,99 ± 23,83	1.163,02 ± 31,71

Tabelle 11: Mn-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Mn [%]	komplexierbares Mn [%]
NH nass (n=3)	4,68 ± 3,21	23,79 ± 1,85
NH ohne Pflanze (n=8)	58,45 ± 69,84	36,84 ± 12,35
OH nass (n=3)	15,70 ± 1,88	46,52 ± 16,80
NS nass (n=3)	1,35 ± 0,49	4,33 ± 3,14
NS trocken (n=3)	3,62 ± 0,23	3,67 ± 1,94

Obwohl die Gesamt**- und die lösliche**-Menge Mn bei NH größer ist als bei OH, herrscht bei der alten Halde verglichen mit NH eine erhöhte Verfügbarkeit** der austauschbaren Mn-Menge vor (Abb. 18). Der Standort UR weist größere lösliche** Mengen Mn auf als NH und OH. Im Trockenen ist bei NH mehr Mn gelöst als im Nassen. Außerdem sind die komplexierbaren* Mn-Werte von NH im Nassen geringer als in Bereichen ohne Pflanzen und letztere wiederum signifikant weniger als im Trockenen. Ein hoher Mn-Gesamtgehalt korreliert mit dem Wurzel-Gehalt (0,918), dem Rhizom-Gehalt (0,682) und dem Blatt-Gehalt (0,683); eine hohe Mn-Austauschbarkeit korreliert mit dem komplexierbaren Mn (0,841), dem verfügbaren austauschbaren Mn (0,669) und dem Stängel-Gehalt (0,747); und eine hohe Fe-Komplexierbarkeit korreliert mit dem Stängel-Gehalt (0,619) und der Wurzel/Gesamtgehalt-Rate (-0,618).

Mn-Gehalt Boden log (mg/kg)

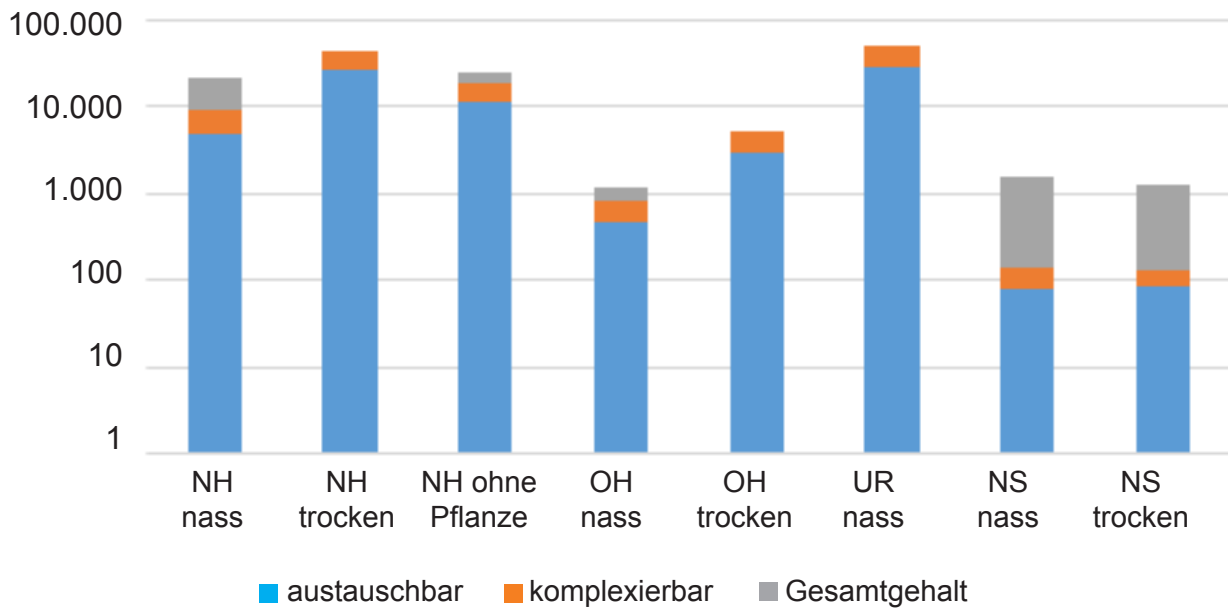


Abbildung 18: Mn-Gehalt Boden

3.2.4.5 Arsen (As)

Das gesamte** und komplexierbare** As ist in Baia Mare höher als beim Neusiedlersee, was bei NH, verglichen mit NS, im erhöhten Gesamt**und komplexierbarem** As ebenfalls zu sehen ist (Tab. 12). Bei den Standorten OH** und UR* sind, im Vergleich zu NS, erhöhte Gesamt- und komplexierbare -Mengen zu finden. Außerdem besitzt NH gegenüber UR höhere Gesamt** und gegenüber OH größere komplexierbare** As-Mengen. Die Verfügbarkeit des komplexierbaren** As ist bei UR größer, als bei OH und NH (Tab. 13).

Tabelle 12: As-Gehalt im Boden

	austauschbares As [mg/kg]	komplexierbares As [mg/kg]	Gesamtgehalt As [mg/kg]
NH nass (n=3)	0	2.570,41 ± 42,60	6.735,77 ± 630,40
NH trocken (n=1)	0	21.651,41	-
NH ohne Pflanze (n=8)	0,75 ± 2,11	5.038,88 ± 2.809,61	6.997,02 ± 3.235,62
OH nass (n=3)	0	338,57 ± 65,02	770,31 ± 57,97
OH trocken (n=2-3)	0	376,49 ± 79,88	-
UR nass (n=3)	0	1.920,89 ± 567,69	2.366,33 ± 972,27
NS nass (n=3)	0	26,33 ± 5,80	-
NS trocken (n=3)	0	32,99 ± 6,01	-

Tabelle 13: As-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares As [%]	komplexierbares As [%]
NH nass (n=3)	0	38,42 ± 4,15
NH ohne Pflanze (n=8)	0,01 ± 0,04	89,79 ± 63,70
OH nass (n=3)	0	43,96 ± 7,54
UR nass (n=3)	0	83,85 ± 12,58

Der Standort NH weist wiederum, auf die komplexierbare** As-Menge bezogen, im Trockenen größere Werte auf als in Bereichen ohne Pflanzen (Abb. 19). Ein hoher As-Gesamtgehalt korreliert mit dem komplexierbaren As (0,784), der Tonmenge (-0,626), dem Wurzel-Gehalt (0,723), dem Stängel-Gehalt (0,690) und dem Blatt-Gehalt (0,801); eine hohe As-Austauschbarkeit korreliert mit dem verfügbaren austauschbaren As (1,000); und eine hohe As-Komplexierbarkeit korreliert mit dem Stängel-Gehalt (0,694) und dem Blatt-Gehalt (0,680).

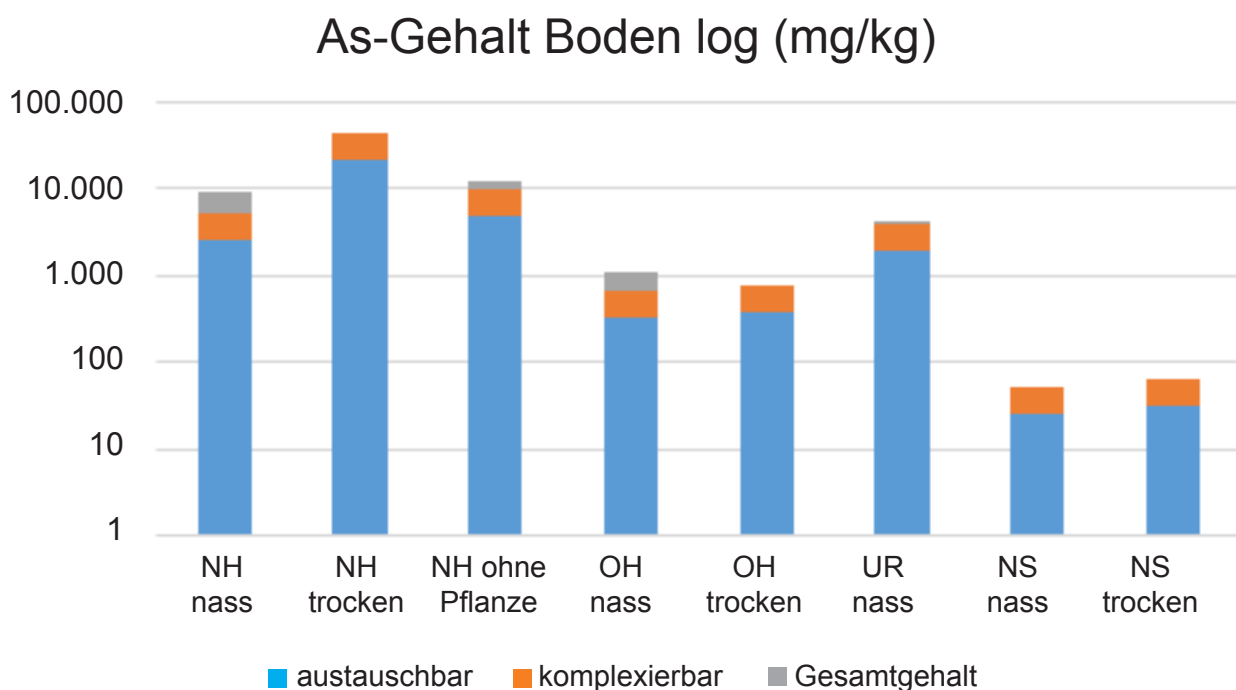


Abbildung 19: As-Gehalt Boden

3.2.4.6 Cadmium (Cd)

Im Vergleich zum Neusiedlersee besitzt Baia Mare mehr komplexierbares* Cd (Tab. 14). Weiters weist NH gegenüber OH und NS erhöhte Gesamt**-, austauschbare**-, und komplexierbare* Cd-Mengen auf. Der Standort UR besitzt größere austauschbare* Cd-Mengen als OH und NS. Außerdem ist Cd bei NH im Trockenen löslicher** als im Nassen.

Tabelle 14: Cd-Gehalt im Boden

	austauschbares Cd [mg/kg]	komplexierbares Cd [mg/kg]	Gesamtgehalt Cd [mg/kg]
NH nass (n=3)	2,52 ± 0,26	10,40 ± 5,43	77,65 ± 13,42
NH trocken (n=1)	26,33	75,78	109,31
NH ohne Pflanze (n=8)	12,61 ± 12,03	19,02 ± 6,95	45,81 ± 23,95
OH nass (n=3)	0	0	0
OH trocken (n=2-3)	1,38 ± 2,38	0	-
UR nass (n=3)	6,75 ± 2,58	9,63 ± 4,31	-
NS nass (n=3)	0	0	0
NS trocken (n=3)	0	0	0

Tabelle 15: Cd-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Cd [%]	komplexierbares Cd [%]
NH nass (n=3)	3,28 ± 0,26	14,59 ± 10,53
NH trocken (n=1)	24,08	69,33
NH ohne Pflanze (n=8)	38,67 ± 43,13	65,40 ± 66,40

Der Standort NH besitzt in Bereichen ohne Pflanzen, verglichen mit nassen Bedingungen, mehr austauschbares* Cd und verglichen mit trockenen Bedingungen verringerte Gesamt*- und komplexierbare* Cd-Werte (Abb. 20). Es können, bezüglich der Verfügbarkeit, keine signifikanten Unterschiede zwischen

den Standorten festgestellt werden. Ein hoher Cd-Gesamtgehalt korreliert mit dem komplexierbaren Cd (0,626), dem verfügbaren komplexierbaren Cd (-0,680), der Tonmenge (0,606), dem Blatt-Gehalt (0,764) und der Blatt/Wurzel-Rate (0,745); eine hohe Cd-Austauschbarkeit korreliert mit dem komplexierbaren Cd (0,708), dem Stängel-Gehalt (0,687), dem Blatt-Gehalt (0,705) und der Blatt/Wurzel-Rate (0,793); und eine hohe Cd-Komplexierbarkeit korreliert mit dem Blatt-Gehalt (0,750) und der Blatt/Wurzel-Rate (0,836).

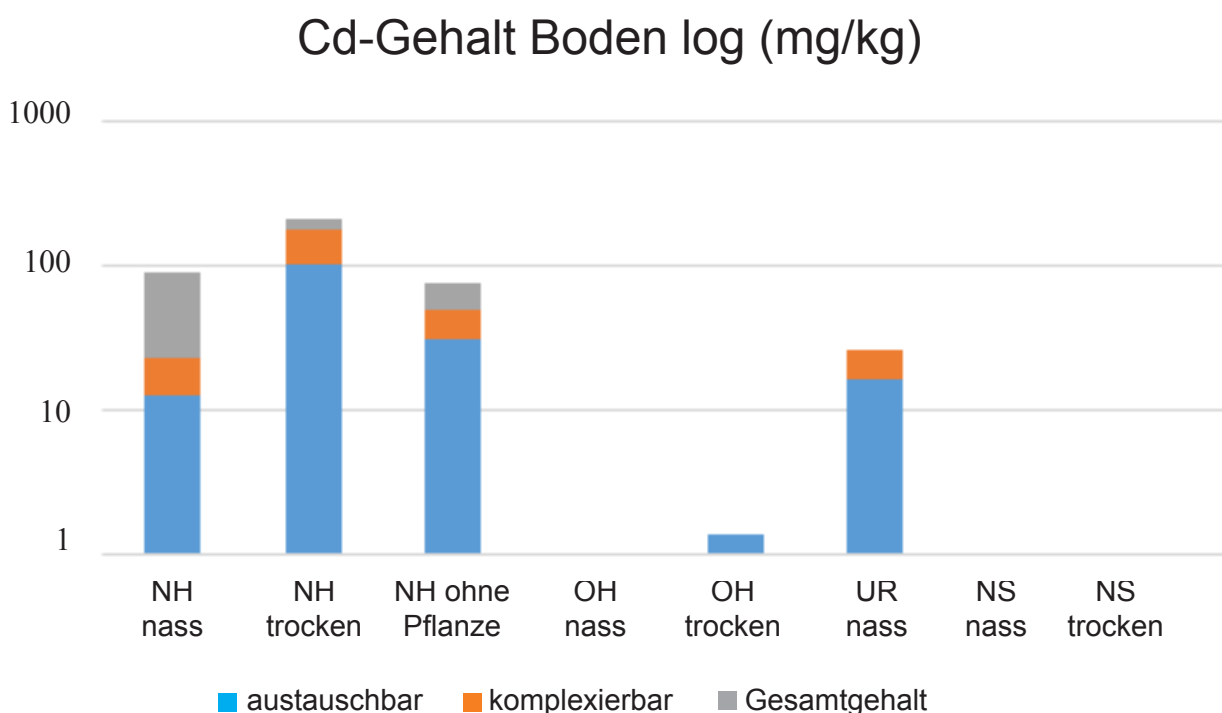


Abbildung 20: Cd-Gehalt Boden

3.2.4.7 Kobalt (Co)

Der Co-Gesamtgehalt in Baia Mare ist signifikant höher als beim Neusiedlersee. Zusätzlich sind die Gesamt**- und komplexierbaren* Co-Mengen von NS geringer als die von NH und die Gesamt**- und austauschbaren* Co-Werte, sowie die Verfügbarkeit** des austauschbaren Co von UR größer als die von NS (Tab. 16 und Tab. 17).

Tabelle 16: Co-Gehalt im Boden

	austauschbares Co [mg/kg]	komplexierbares Co [mg/kg]	Gesamtgehalt Co [mg/kg]
NH nass (n=3)	1,93 ± 1,80	8,07 ± 2,90	97,15 ± 10,22
NH trocken (n=1)	28,08	3,94	123,56
NH ohne Pflanze (n=8)	15,41 ± 17,12	18,29 ± 15,35	77,79 ± 34,70
OH nass (n=3)	0,76 ± 0,70	3,29 ± 1,53	-
OH trocken (n=2-3)	3,68 ± 3,00	10,76 ± 5,25	-
UR nass (n=3)	41,26 ± 10,66	36,79 ± 32,05	93,46 ± 13,06
NS nass (n=3)	0	0,98 ± 1,70	25,10 ± 6,25
NS trocken (n=3)	0	0	14,36 ± 0,39

Die Standorte NH und UR besitzen, verglichen mit OH mehr austauschbares* Co. Außerdem sind die austauschbaren* Co-Gehalte und deren Verfügbarkeit** bei NH geringer als bei UR (Abb. 21). Unter trockenen Bedingungen ist die austauschbare** Co-Menge in NH größer. Es gibt bei NH keine signifikanten Unterschiede zwischen den Bereichen mit und ohne Pflanzen. Ein hoher Co-Gesamtgehalt korreliert mit dem Wurzel-Gehalt (0,893), dem Rhizom-Gehalt (0,798), dem Blatt-Gehalt (0,652), der Blatt/Gesamtgehalt-Rate (0,631) und der Blatt/Wurzel-Rate (0,617); eine hohe Co-Austauschbarkeit korreliert mit dem komplexierbaren Co (0,690) und dem verfügbaren austauschbaren Co (0,846); und eine hohe Co-Komplexierbarkeit korreliert mit dem verfügbaren austauschbaren Co (0,650) und dem verfügbaren komplexierbaren Co (0,632).

Tabelle 17: Co-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Co [%]	komplexierbares Co [%]
NH nass (n=3)	2,06 ± 1,86	8,16 ± 2,18
NH trocken (n=1)	22,73	3,19
NH ohne Pflanze (n=8)	32,27 ± 40,19	35,29 ± 43,93
UR nass (n=3)	43,81 ± 7,98	39,66 ± 34,69
NS nass (n=3)	0	5,49 ± 9,52
NS trocken (n=3)	0	0

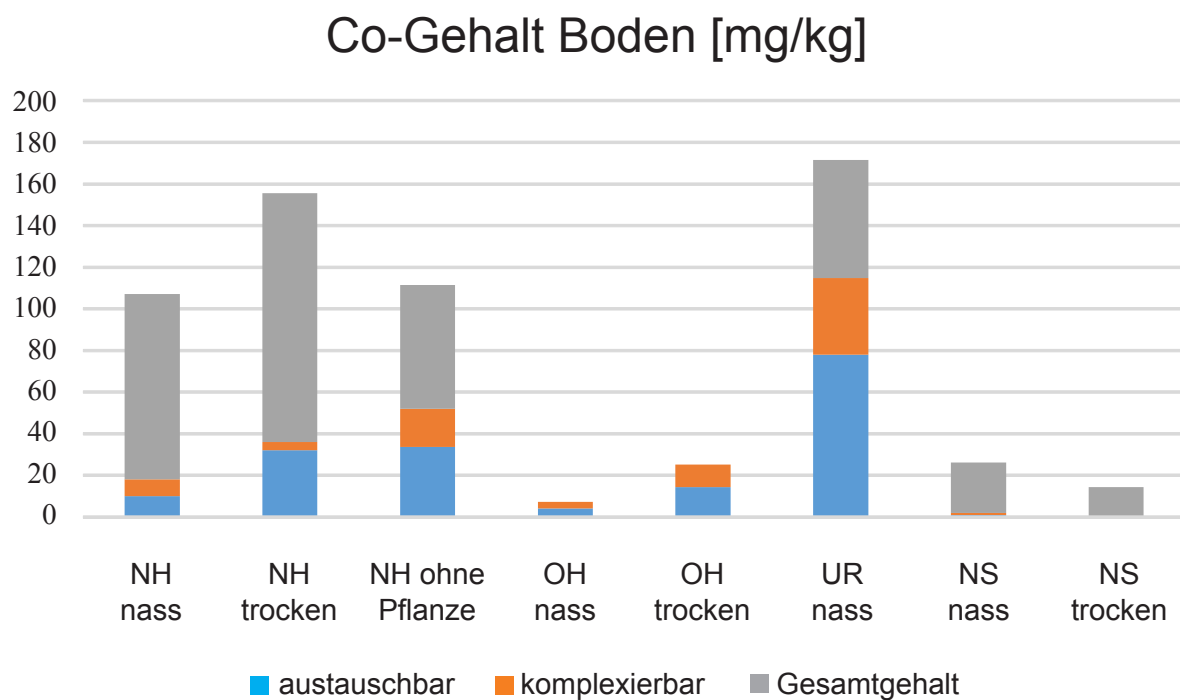


Abbildung 21: Co-Gehalt Boden

3.2.4.8 Chrom (Cr)

Der einzige hochsignifikante Unterschied, der zwischen Baia Mare und dem Neusiedlersee vorhanden ist, ist eine größere komplexierbare Cr-Menge in Baia Mare (Tab. 18). Dies gilt für alle drei Standorte auch im Einzelnen, nur dass die komplexierbaren Mengen von NH und OH lediglich signifikant höher als die von NS sind.

Tabelle 18: Cr-Gehalt im Boden

	austauschbares Cr [mg/kg]	komplexierbares Cr [mg/kg]	Gesamtgehalt Cr [mg/kg]
NH nass (n=3)	0	57,60 ± 15,24	-
NH trocken (n=3)	0	114,16	-
NH ohne Pflanze (n=8)	2,56 ± 5,39	110,18 ± 117,01	-
OH nass (n=3)	0	28,61 ± 14,86	-
OH trocken (n=2- 3)	0	6,50 ± 4,95	-
UR nass (n=3)	0	167,63 ± 21,68	-
NS nass (n=3)	0	2,64 ± 2,28	83,22 ± 28,07
NS trocken (n=3)	0,93 ± 1,61	2,64 ± 0,57	30,79 ± 26,80

Tabelle 19: Cr-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Cr [%]	komplexierbares Cr [%]
NS nass (n=3)	0	3,98 ± 3,70
NS trocken (n=3)	3,21 ± 4,54	6,45 ± 0,62

Zusätzlich weist UR größere komplexierbare* Cr-Mengen auf als NH und NH besitzt wiederum mehr komplexierbares* Cr als OH (Abb. 22). Bei letzterem Standort ist die komplexierbare** Cr-Menge unter trockenen Bedingungen geringer als unter nassen. Es können, bezüglich der Verfügbarkeit, keine signifikanten Unterschiede gefunden werden (Tab.19). Dies gilt ebenfalls bei NH für den Vergleich zwischen den Bereichen mit und ohne Pflanzen. Ein hoher Cr-Gesamtgehalt korreliert mit dem komplexierbaren Cr (0,832); eine hohe Cr-Austauschbarkeit korreliert mit der Blatt/Wurzel-Rate (0,624); und eine hohe Cr-Komplexierbarkeit korreliert mit dem Wurzel-Gehalt (0,868).

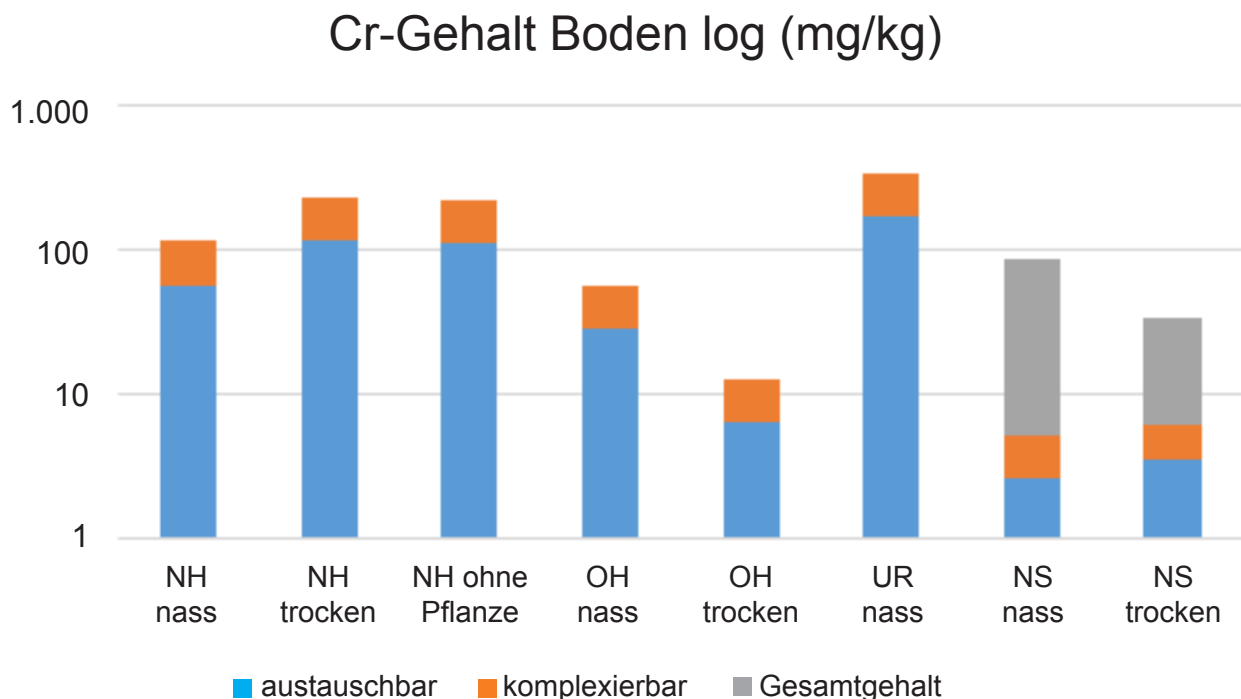


Abbildung 22: Cr-Gehalt Boden

3.2.4.9 Kupfer (Cu)

Sowohl die Cu-Gesamtgehalte, als auch die löslichen sind beim Neusiedlersee signifikant kleiner als die von Baia Mare (Tab. 20). Außerdem besitzt NS gegenüber NH weniger gesamtes**, austauschbares** und komplexierbares** Cu, gegenüber OH kleinere austauschbare** und komplexierbare* Mengen und gegenüber UR lediglich geringere

komplexierbare*-Mengen. Des Weiteren weist der Standort OH, verglichen mit NH, größere austauschbare** und komplexierbare* Cu-Mengen auf. Der Standort UR hat außerdem noch mehr komplexierbares** Cu als NH und OH.

Tabelle 20: Cu-Gehalt im Boden

	austauschbares Cu [mg/kg]	komplexierbares Cu [mg/kg]	Gesamtgehalt Cu [mg/kg]
NH nass (n=3)	20,69 ± 14,06	118,95 ± 120,48	987,60 ± 198,17
NH trocken (n=1)	53,22	1.023,52	1.905,74
NH ohne Pflanze (n=8)	148,16 ± 125,81	719,90 ± 812,09	1.633,33 ± 1.086,64
OH nass (n=3)	124,41 ± 23,04	832,13 ± 376,73	-
OH trocken (n=2-3)	137,08 ± 18,68	884,24 ± 143,33	-
UR nass (n=3)	277,20 ± 169,73	5.056,40 ± 1196,37	-
NS nass (n=3)	0,31 ± 0,53	7,27 ± 1,45	34,47 ± 8,30
NS trocken (n=3)	1,86 ± 0,46	6,94 ± 2,67	29,03 ± 17,85

Tabelle 21: Cu-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Cu [%]	komplexierbares Cu [%]
NH nass (n=3)	1,95 ± 1,19	14,14 ± 16,67
NH trocken (n=1)	2,79	53,71
NH ohne Pflanze (n=8)	10,31 ± 9,76	45,17 ± 24,78
NS nass (n=3)	0,93 ± 1,61	22,59 ± 9,68
NS trocken (n=3)	10,00 ± 8,79	40,23 ± 39,94

Die komplexierbaren* Cu-Mengen und deren Verfügbarkeit* sind bei NH in Bereichen ohne Pflanzen größer als unter nassen Bedingungen (Abb.23). Es sind wiederum, bezüglich der Verfügbarkeiten, keine signifikanten Unterschiede zwischen den Standorten vorhanden (Tab. 21). Ein hoher Cu-Gesamtgehalt korreliert mit dem austauschbaren Cu (0,634), dem komplexierbaren Cu (0,657) und dem Wurzel-Gehalt (0,893); eine hohe Cu-Austauschbarkeit korreliert mit dem komplexierbaren Cu (0,679), dem pH-Wert (-0,638) und dem Wurzel-Gehalt (0,888); und eine hohe Cu-Komplexierbarkeit korreliert mit dem verfügbaren komplexierbaren Cu (0,742) und dem Wurzel-Gehalt (0,936).

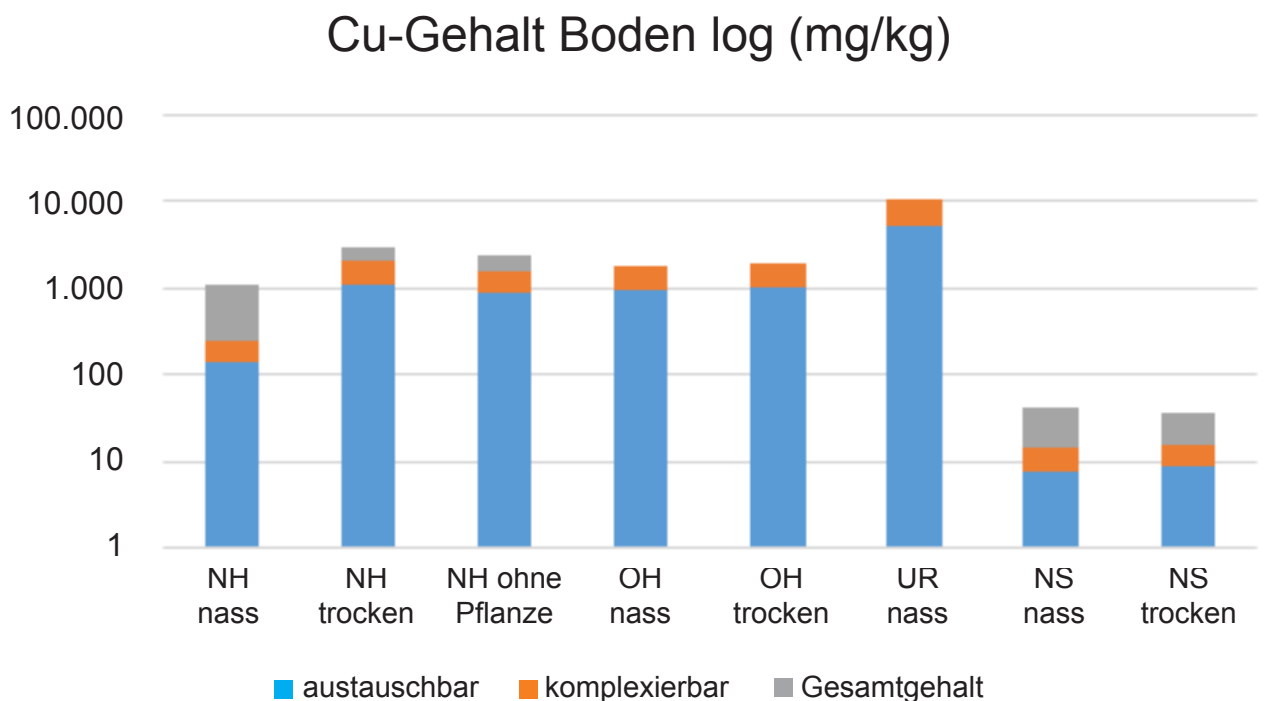


Abbildung 23: Cu-Gehalt Boden

3.2.4.10 Nickel (Ni)

In Baia Mare sind, verglichen mit dem Neusiedlersee, geringere Gesamtgehalte** und erhöhte austauschbare* Ni-Mengen zu finden (Tab. 22). Außerdem weist NS gegenüber NH weniger komplexierbares Ni und eine gesenkte Verfügbarkeit* bezüglich des komplexierbaren Ni, sowie gegenüber UR erhöhte gesamt* Ni-Werte und der Verfügbarkeit* des austauschbaren Ni, sowie geringere austauschbare* Ni-Mengen auf (Tab. 23).

Tabelle 22: Ni-Gehalt im Boden

	austauschbares Ni [mg/kg]	komplexierbares Ni [mg/kg]	Gesamtgehalt Ni [mg/kg]
NH nass (n=3)	1,80 ± 1,62	11,63 ± 3,37	39,96 ± 10,24
NH trocken (n=1)	71,84	12,79	161,58
NH ohne Pflanze (n=8)	9,83 ± 9,79	12,40 ± 7,63	40,48 ± 26,77
OH nass (n=3)	0	1,64 ± 1,51	-
OH trocken (n=2-3)	0	3,58 ± 0,60	-
UR nass (n=3)	10,39 ± 3,46	3,99 ± 6,91	39,53 ± 1,88
NS nass (n=3)	0	6,27 ± 3,12	81,52 ± 23,31
NS trocken (n=3)	0	4,62 ± 1,19	48,10 ± 13,79

Tabelle 23: Ni-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Ni [%]	komplexierbares Ni [%]
NH nass (n=3)	28,92 ± 1,11	5,09 ± 4,41
NH trocken (n=1)	7,92	44,46
NH ohne Pflanze (n=8)	40,96 ± 36,04	43,15 ± 58,92
UR nass (n=3)	9,57 ± 16,58	26,13 ± 8,08
NS nass (n=3)	8,93 ± 6,99	0
NS trocken (n=3)	10,04 ± 2,95	0

Der Standort UR besitzt, im Vergleich zu NH und OH, größere austauschbare* Ni-Mengen, wobei aber die Verfügbarkeit* des austauschbaren Ni bei NH größer ist (Abb. 24). Zusätzlich sind die komplexierbaren** Ni-Werte von OH kleiner als die von NH. Im Trockenem weist NH hochsignifikant größere Gesamt** und austauschbare** Ni-Mengen auf. Außerdem sind beim Standort NH unter trockenen Bedingungen, verglichen mit Bereichen ohne Pflanzen, größere austauschbare** Ni-Mengen zu finden. Ein hoher Ni-Gesamtgehalt korreliert mit dem pH-Wert (0,619); eine hohe Ni-Austauschbarkeit korreliert mit dem Stängel-Gehalt (0,834); und eine hohe Ni-Komplexierbarkeit korreliert mit dem verfügbaren komplexierbaren Ni (0,674), dem Rhizom-Gehalt (0,661) und dem Blatt-Gehalt (0,612).

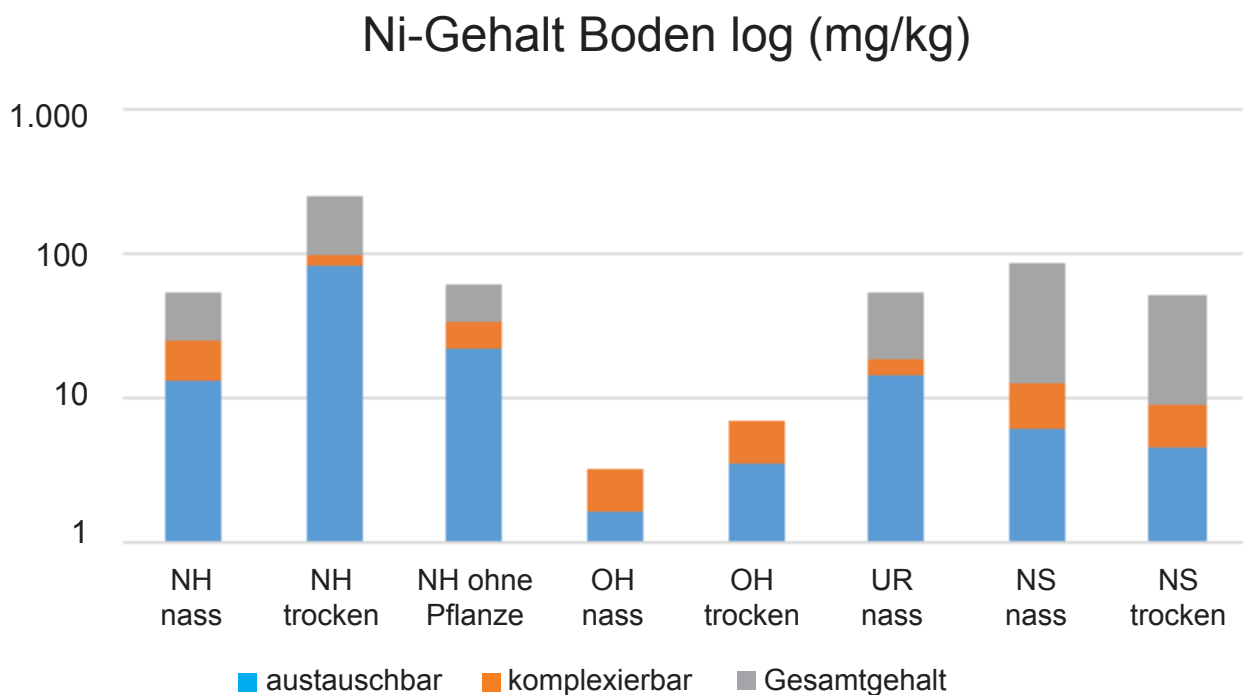


Abbildung 24: Ni-Gehalt Boden

3.2.4.11 Blei (Pb)

Der Neusiedlersee besitzt bezüglich der Pb-Mengen im Vergleich zu Baia Mare geringere Gesamtgehalte** und Löslichkeiten* (Tab 24). Außerdem sind bei NS gegenüber NH verringerte Gesamt** und komplexierbare* Pb-Mengen und gegenüber OH, verringerte gesamt**, austauschbare** und komplexierbare* Ni-Mengen vorhanden. Zusätzlich weist

der Standort UR im Vergleich zu NS und NH erhöhte Gesamt**- und austauschbare**- und im Vergleich zu OH nur erhöhte gesamt* Pb-Mengen auf.

Tabelle 24: Pb-Gehalt im Boden

	austauschbares Pb [mg/kg]	komplexierbares Pb [mg/kg]	Gesamtgehalt Pb [mg/kg]
NH nass (n=3)	0	298,29 ± 63,39	2.580,03 ± 278,64
NH trocken (n=1)	6,21	679,07	5.280
NH ohne Pflanze (n=8)	12,19 ± 29,33	316,87 ± 258,83	5.092,51 ± 2432,46
OH nass (n=3)	449,86 ± 303,68	474,73 ± 154,35	3.539,16 ± 842,48
OH trocken (n=2-3)	22,82 ± 10,55	646,15 ± 513,83	1.413,35 ± 162,36
UR nass (n=3)	291,96 ± 157,48	1.269,32 ± 825,62	6.638,75 ± 1226,21
NS nass (n=3)	0	0	0
NS trocken (n=3)	0	0	0

Tabelle 25: Pb-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Mg [%]	komplexierbares Mg [%]
NH nass (n=3)	0	11,67 ± 2,86
NH trocken (n=1)	0,12	12,86
NH ohne Pflanze (n=8)	0,17 ± 0,34	8,84 ± 8,26
OH nass (n=3)	13,56 ± 9,75	14,77 ± 8,89
OH trocken (n=3)	1,57 ± 0,61	43,29 ± 33,91
UR nass (n=3)	4,36 ± 2,27	19,42 ± 12,48

Die komplexierbaren* Pb-Mengen sind bei NH und OH im Trockenen größer, aber das gesamte Pb ist bei NH im Trockenen und bei OH im Nassen erhöht (Abb. 25). Es sind wiederum, bezüglich der Verfügbarkeiten, keine signifikanten Unterschiede vorhanden (Tab. 25). Dies gilt ebenfalls bei NH für den Vergleich zwischen den Bereichen mit und ohne Pflanzen. Ein hoher Pb-Gesamtgehalt korreliert mit dem Wurzel-Gehalt (0,705) und dem Blatt-Gehalt (0,662); eine hohe Pb-Austauschbarkeit korreliert mit dem verfügbaren austauschbaren Pb (0,923) und dem Stängel-Gehalt (0,741); und eine hohe Pb- Komplexierbarkeit korreliert mit dem verfügbaren komplexierbaren Pb (0,618).

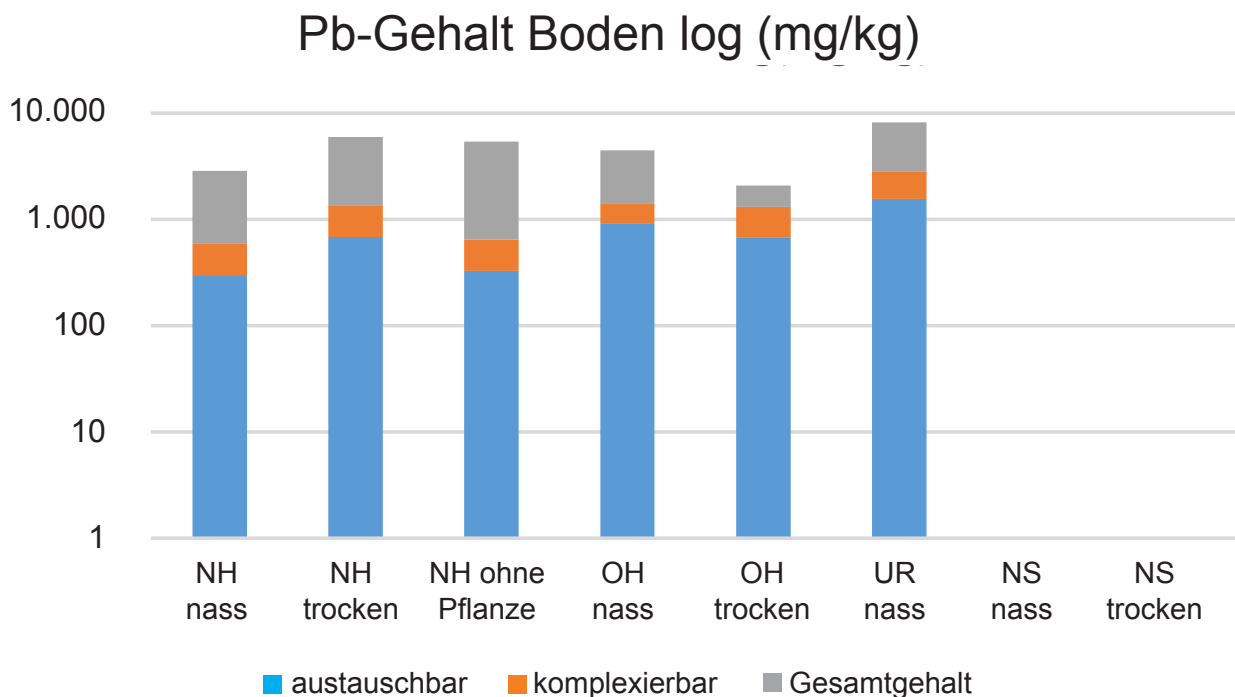


Abbildung 25: Pb-Gehalt Boden

3.2.4.12 Zink (Zn)

In Baia Mare herrschen, verglichen mit dem Neusiedlersee, erhöhte gesamte*, austauschbare* und komplexierbare* Zn-Mengen, sowie eine erhöhte Verfügbarkeit* des komplexierbaren Zn vor (Tab. 26 und Tab. 27). Außerdem besitzt der Neusiedlersee weniger gesamtes* und austauschbares* Zn und eine erhöhte Verfügbarkeit* des austauschbaren

Zn gegenüber den Standorten NH und UR. Zusätzlich ist von NH die komplexierbare** und von OH die austauschbare** Zn-Menge größer als die von NS.

Tabelle 26: Zn-Gehalt im Boden

	austauschbares Zn [mg/kg]	komplexierbares Zn [mg/kg]	Gesamtgehalt Zn [mg/kg]
NH nass (n=3)	165,90 ± 73,42	1.088,60 ± 539,80	12.844,11 ± 2.777,87
NH trocken (n=1)	2.335,35	117,61	9.908,91
NH ohne Pflanze (n=8)	1.607,22 ± 1.575,10	1.587,41 ± 878,17	7.506,08 ± 5.292,41
OH nass (n=3)	149,69 ± 19,01	510,81 ± 197,15	-
OH trocken (n=2-3)	139,48 ± 17,31	1.105,25 ± 247,45	-
UR nass (n=3)	1.132,71 ± 437,85	441,82 ± 481,74	3.528,60 ± 635,40
NS nass (n=3)	0,82 ± 1,42	0	145,10 ± 11,80
NS trocken (n=3)	3,13 ± 4,21	2,82 ± 2,56	187,25 ± 47,66

Tabelle 27: Zn-Verfügbarkeit im Boden

	austauschbares Mg [%]	komplexierbares Mg [%]
NH nass (n=3)	1,25 ± 0,33	9,48 ± 7,10
NH trocken (n=1)	23,57	1,19
NH ohne Pflanze (n=8)	42,04 ± 50,74	33,00 ± 29,77
UR nass (n=3)	31,19 ± 7,58	11,80 ± 11,99
NS nass (n=3)	0,60 ± 1,03	0
NS trocken (n=3)	1,92 ± 2,55	1,76 ± 1,57

Verglichen mit NH ist bei OH mehr austauschbares** Zn vorhanden (Abb. 26). Der Standort UR weist, gegenüber NH, geringere Gesamtgehalte** und erhöhte Verfügbarkeit* des austauschbaren Zn auf. Unter trockenen Bedingungen sind bei NH erhöhte austauschbare** und bei OH komplexierbare* Zn-Mengen. Zusätzlich weist der Standort NH unter nassen Bedingungen weniger austauschbare* Zn auf als in Bereichen ohne Pflanzen. Ein hoher Zn-Gesamtgehalt korreliert mit dem Wurzel-Gehalt (0,617) und dem Rhizom-Gehalt (0,612); eine hohe Zn-Austauschbarkeit korreliert mit dem verfügbaren austauschbaren Zn (0,775), dem Wurzel-Gehalt (0,617) und dem Stängel-Gehalt (0,717); und eine hohe Zn-Komplexierbarkeit korreliert mit dem Blatt-Gehalt (0,627).

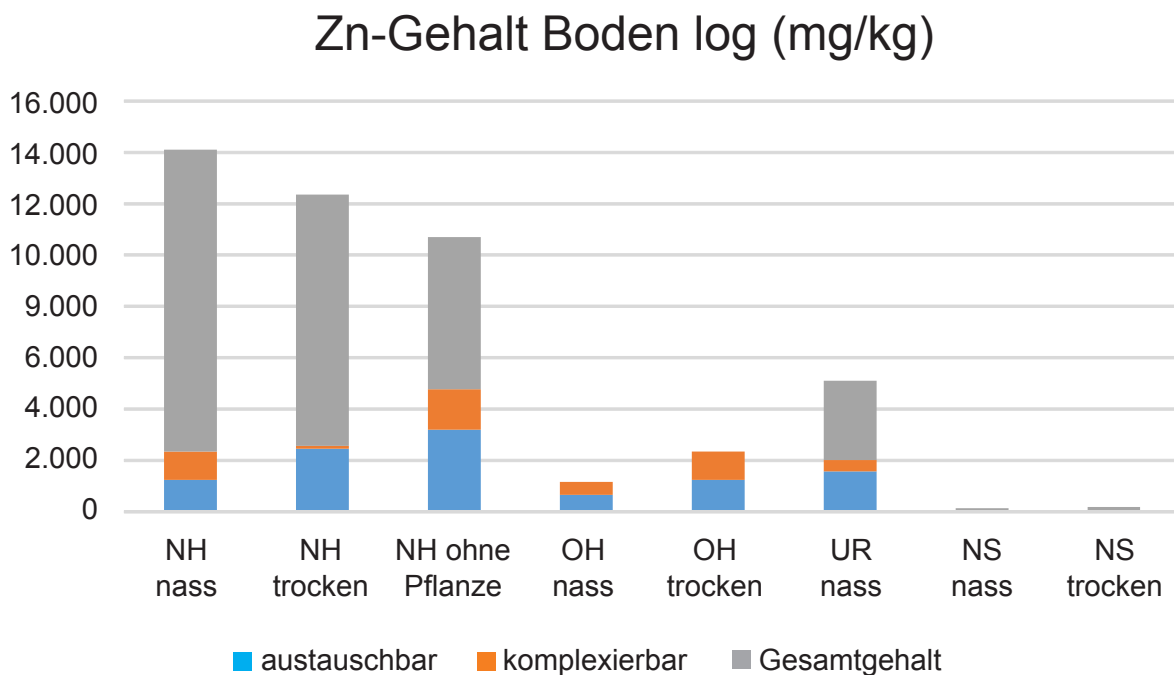


Abbildung 26: Zn-Gehalt Boden

Generell wurden in Baia Mare höhere Gesamtgehalte von Mn, As, Co, Cu, Pb und Zn und niedrigere Gesamtgehalte von Ca und Mg gefunden. Für Ca, Cu, Ni, Pb und Zn war die Austauschbarkeit und für Ca, Fe, As, Cd, Cr, Pb und Zn die Komplexierbarkeit in Baia Mare erhöht. Innerhalb von Baia Mare zeichnete sich die neue Halde durch erhöhte Gesamtgehalte von Ca, Mn, As und Cd aus, die alte Halde durch erhöhte Austauschbarkeit von Cu und Zn, UR durch größere austauschbare Co- Und Ni-Mengen.

3.3 Schwermetallaufnahme und -toleranz

3.3.1 Resistenzreihe

Im Vergleich zu den Pflanzen des Kontrollstandortes war stark erhöhte Mn, Cu und Fe-Toleranz der Pflanzenzellen vorhanden (Tab. 28).

Tabelle 28: Schwermetalltoleranz von *P. australis*;
Vergleich von Schilf der neuen Halde und des Neusiedlersee.

	Zn	Mn	Cu	Fe	Ni	Co	Pb
neue Halde	10^{-2}	10^{-4}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-2}
Neusiedlersee	10^{-2}	10^{-5}	10^{-6}	10^{-3}	10^{-3}	10^{-2}	10^{-2}

3.3.2 Chlorophyllfluoreszenz

Die Chlorophyllfluoreszenz, welche während starker Sonneneinstrahlungen im Sommer gemessen wurde, zeigte bei den nassen Standorten keinen Unterschied zwischen kontaminiertem und Kontroll-Boden (Abb. 27). Mit Ausnahme von NS-trocken sind keine signifikanten Unterschiede vorhanden.

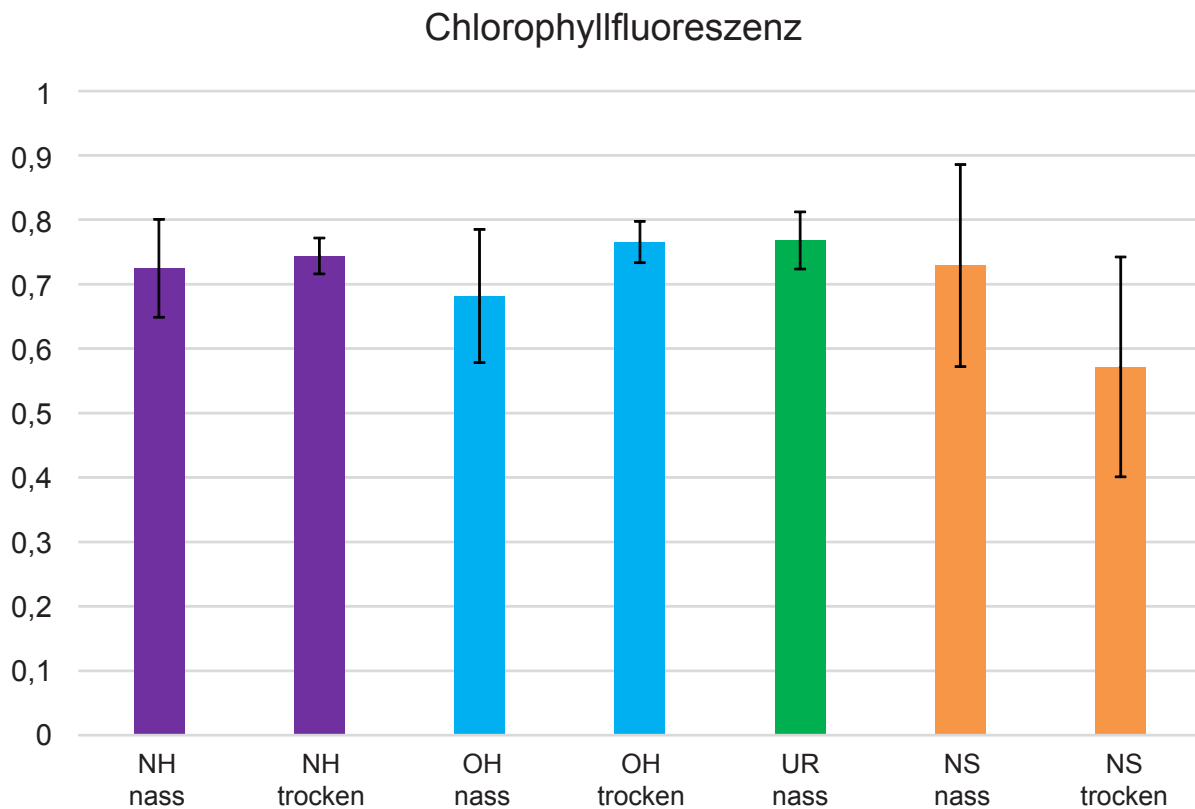


Abbildung 27: Chlorophyllfluoreszenz aller Standorte; wo vorhanden ist auch der Unterschied zwischen nass und trocken sichtbar.

3.3.3 Transferraten und Schwermetallgehalte in den Pflanzenorganen

3.3.3.1 Kalzium (Ca)

In Baia Mare herrschen, im Vergleich zum Neusiedlersee, erhöhte Blatt/Wurzel* und Blatt/Gesamtgehalt** Transferraten (Tab. 30). NH besitzt gegenüber OH eine größere Menge Ca im Rhizom* (Tab. 29). Die Wurzeln von NH können signifikant mehr Ca akkumulieren als welche von UR, obwohl NH geringere Wurzel/Gesamtgehalt** Transferraten aufweist.

Tabelle 29: Ca-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	5.039,52 ± 795,42	937,28 ± 322,42	1.080,10 ± 557,17	4.272,96 ± 1.472,77
NH trocken (n=1)	3.877,32	310,19	737,57	1.790,41
OH nass (n=3)	2.238,40 ± 938,39	342,71 ± 76,88	679,28 ± 119,22	2.693,57 ± 200,56
OH trocken (n=2-3)	18.475,83 ± 8.810,91	253,19 ± 54,42	558,78 ± 38,37	1.619,97 ± 172,68
UR nass (n=3)	3.359,87 ± 669,63	812,36 ± 46,68	1.023,84 ± 514,31	1.704,16 ± 172,97
NS nass (n=3)	47.742,43 ± 28.656,53	3.885,59 ± 4.126,93	1.058,59 ± 86,82	3.929,83 ± 1.422,67
NS trocken (n=3)	17.990,40 ± 3.092,31	4.740,07 ± 3.656,21	999,84 ± 267,46	5.772,89 ± 1.313,76

Tabelle 30: Ca-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	18,67 ± 5,42	84,63 ± 24,05	16,60 ± 9,62
NH trocken (n=1)	13,23	46,18	6,11
OH nass (n=3)	-	141,44 ± 76,06	-
OH trocken n=2-3)	-	9,96 ± 5,95	-
UR nass (n=3)	54,66 ± 12,77	51,62 ± 7,77	27,71 ± 4,17
NS nass (n=3)	14,58 ± 10,10	9,07 ± 2,53	1,17 ± 0,47
NS trocken (n=3)	6,75 ± 1,33	33,20 ± 11,49	2,15 ± 0,38

Verglichen mit NS besitzen Pflanzen von NH erhöhte Blatt/Wurzel** - und von OH erhöhte Blatt/Gesamtgehalt*-Raten. Der Standort UR weist gegenüber NS bezüglich aller Transferraten erhöhte ** Ca-Mengen auf. Zusätzlich akkumulieren *P. australis* Rhizome bei UR hochsignifikant mehr Ca als bei OH, allerdings sind bei OH erhöhte Blatt/Königswasser*-Raten vorhanden (Abb. 28). Im Nassen aller Standorte werden, in die Wurzeln** größere Mengen Ca aufgenommen, als im Trockenen. Umso höher der pH-Wert im Boden ist, umso mehr Ca wird in den Wurzeln gespeichert.

Ca-Gehalt Pflanzen [mg/kg]

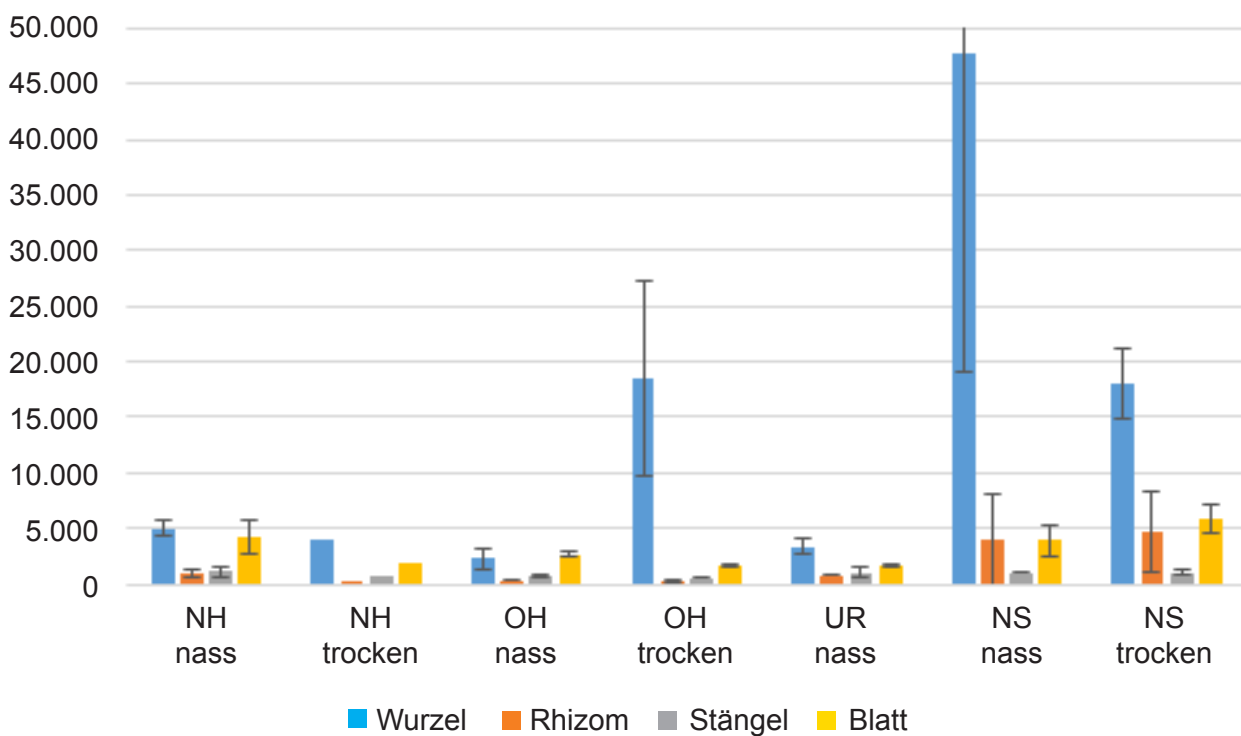


Abbildung 28: Ca-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.2 Magnesium (Mg)

Der Neusiedlersee weist, im Vergleich zu Baia Mare, verminderte Blatt/Gesamtgehalt*-Werte auf (Tab. 32). Gegenüber NS besitzen NH und UR erhöhte Blatt/Wurzel* Transferraten, welche UR auch im Vergleich zu OH besitzt. Weitere Unterschiede zwischen NH und OH liegen in erhöhten Mg-Mengen im Rhizom** und dem Stängel* bei NH (Tab. 31).

Tabelle 31: Mg-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	2.001,81 ± 178,16	709,30 ± 87,63	504,15 ± 159,86	1.228,61 ± 333,05
NH trocken (n=1)	2.167,73	645,83	439,8	904,65
OH nass (n=3)	1.462,18 ± 370,49	391,73 ± 78,87	193,88 ± 64,98	317,27 ± 34,44
OH trocken (n=2-3)	3.726,77 ± 1.460,21	367,73 ± 82,58	226,37 ± 17,74	1.207,47 ± 149,44
UR nass (n=3)	932,25 ± 79,21	384,49 ± 55,23	324,86 ± 144,77	496,60 ± 184,59
NS nass (n=3)	15.397,311 ± 13.952,49	1.987,00 ± 1.509,03	884,69 ± 392,14	2.412,13 ± 1.057,84
NS trocken (n=3)	7.407,62 ± 1.350,60	1.632,03 ± 715,38	723,34 ± 135,86	2.296,92 ± 340,56

Tabelle 32: Mg-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	12,04 ± 0,89	61,20 ± 14,50	7,45 ± 2,35
NH trocken (n=1)	-	41,73	-
OH nass (n=3)	12,67 ± 3,02	22,34 ± 4,33	2,74 ± 0,11
OH trocken (n=2-3)	44,60 ± 26,00	33,41 ± 15,69	14,74 ± 3,46
UR nass (n=3)	9,67 ± 1,96	52,92 ± 17,18	5,31 ± 2,79
NS nass (n=3)	16,68 ± 15,22	20,61 ± 8,78	2,59 ± 1,07
NS trocken (n=3)	9,15 ± 1,46	32,42 ± 11,69	2,86 ± 0,58

UR weist hingegen geringere Mengen bezüglich Wurzeln**, Rhizom** und Blättern** als NH auf (Abb. 29). Außerdem werden in den Blättern** von OH im Trockenen größere Mengen Mg gespeichert als bei nassen, was sich auch in erhöhten Blatt/Gesamtgehalt**-Werten widerspiegelt.

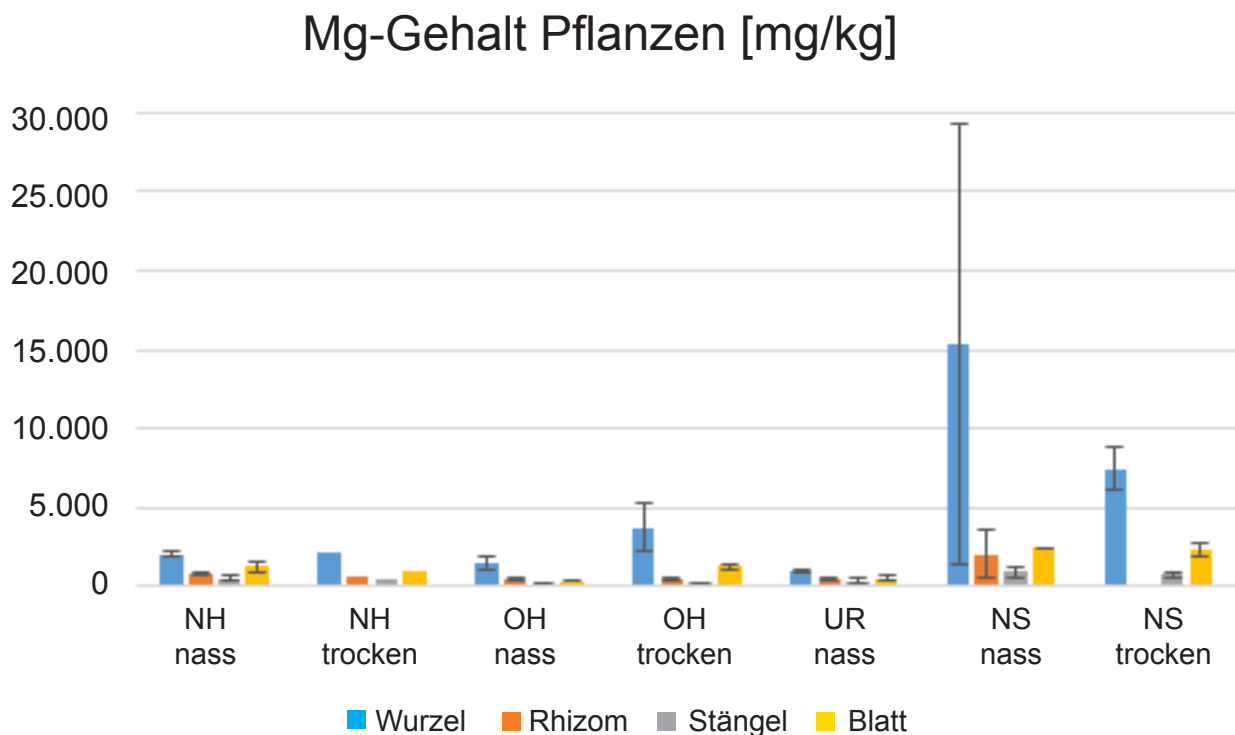


Abbildung 29: Mg-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.3 Eisen (Fe)

Im Vergleich zu Baia Mare akkumulieren Pflanzen vom Neusiedlersee eine 10-fach geringere Menge Fe in die Wurzeln*, das Rhizom* und die Blätter** (Tab. 33). Die Unterschiede zwischen den kontaminierten Standorten sind zum einen höhere Fe-Mengen in den Blättern** von NH als bei OH, und zum anderen geringere Mengen in den Wurzeln** von NH als bei UR.

Tabelle 33: Fe-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	17.085,29 ± 4.403,69	1.475,69 ± 766,58	87,81 ± 41,46	389,23 ± 398,43
NH trocken (n=1)	18.017,21	373,06	161,4	377,65
OH nass (n=3)	36.717,05 ± 10.500,39	2.898,01 ± 798,86	679,96 ± 818,82	487,91 ± 146,36
OH trocken (n=2-3)	13.310,93 ± 2.855,10	631,08 ± 465,76	52,36 ± 21,31	156,47 ± 14,53
UR nass (n=3)	46.045,91 ± 8.733,63	1.302,68 ± 1.028,72	124,63 ± 24,94	544,48 ± 331,77
NS nass (n=3)	3.340,16 ± 282,76	400,13 ± 428,52	33,91 ± 12,17	89,62 ± 21,85
NS trocken (n=3)	2.149,22 ± 636,66	50,25 ± 29,62	50,25 ± 29,62	172,39 ± 63,01

Tabelle 34: Fe-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	7,86 ± 2,66	2,16 ± 2,09	0,18 ± 0,18
NH trocken (n=1)	7,7	2,1	0,16
OH nass (n=3)	24,33 ± 6,33	0,32 ± 0,07	0,32 ± 0,07
OH trocken (n=2-3)	-	0,15 ± 0,03	
UR nass (n=3)	-	0,38 ± 0,24	-
NS nass (n=3)	-	0,18 ± 0,05	-
NS trocken (n=3)	-	2,68 ± 3,97	-

Außerdem besitzt OH* gegenüber NH erhöhte Wurzel/Gesamtgehalt Transferraten (Tab. 34). Unter nassen Bedingungen akkumuliert *P. australis* eine größere Fe-Menge als unter trockenen (Abb. 30). Eine hohe Blatt/Wurzel-Transferrate korreliert mit dem pH-Wert (0,804) und ein niedriger Fe-Wurzel-Gehalt korreliert mit dem pH-Wert (-0,673).

Fe-Gehalt Pflanzen log (mg/kg)

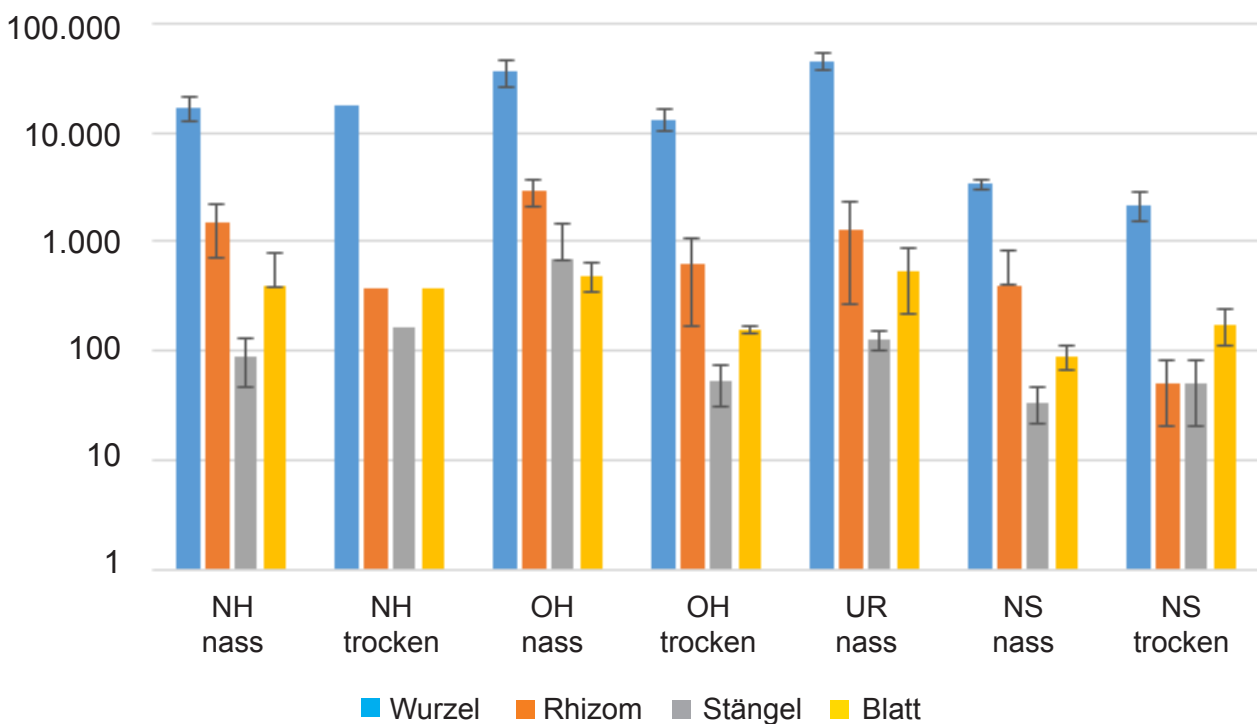


Abbildung 30: Fe-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.4 Mangan (Mn)

In den Wurzeln und Rhizomen von Baia Mare sind signifikant größere Mn-Mengen vorhanden als beim Neusiedlersee (Tab. 35). Der Standort NH weist gegenüber OH erhöhte Mn-Mengen in den Wurzeln**, dem Rhizom*, dem Stängel** und den Blättern**, sowie höhere Blatt/Wurzel*-Raten auf (Tab. 36). Zusätzlich besitzen Pflanzen von UR, verglichen mit NH, geringere Mn-Mengen in den Wurzeln**, dem Rhizom** und den Blättern**.

Tabelle 35: Mn-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	2.403,35 ± 322,35	302,48 ± 67,97	150,53 ± 81,92	915,91 ± 141,25
NH trocken (n=1)	2.517,08	423,75	631,95	1.182,55
OH nass (n=3)	156,44 ± 41,70	58,81 ± 10,26	39,52 ± 4,72	104,38 ± 14,20
OH trocken (n=2-3)	235,68 ± 58,19	191,71 ± 29,77	114,88 ± 18,62	442,18 ± 202,42
UR nass (n=3)	955,37 ± 310,31	107,76 ± 26,59	172,99 ± 67,50	131,58 ± 123,12
NS nass (n=3)	233,93 ± 87,38	63,50 ± 3,84	27,74 ± 21,83	136,20 ± 71,63
NS trocken (n=3)	303,38 ± 93,13	104,09 ± 64,41	49,59 ± 19,23	226,66 ± 56,86

Tabelle 36: Mn-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	14,13 ± 4,00	39,12 ± 11,67	5,31 ± 0,98
NH trocken (n=1)	-	46,98	-
OH nass (n=3)	20,89 ± 3,43	68,58 ± 10,80	14,08 ± 0,03
OH trocken (n=2-3)	-	140,51 ± 14,39	-
UR nass (n=3)	-	16,29 ± 17,82	-
NS nass (n=3)	15,56 ± 3,77	70,77 ± 62,50	9,74 ± 6,41
NS trocken (n=3)	26,24 ± 8,70	83,51 ± 45,89	19,41 ± 4,32

Bei OH herrschen, im Vergleich zu UR, erhöhte Mn-Werte in den Wurzeln* vor (Abb. 31). Im Allgemeinen akkumulieren Rhizom** und Stängel* im Trockenen mehr Mn als im Nassen. Zusätzlich sind die Blatt/Wurzel**-Raten von OH, ebenfalls unter trockenen Bedingungen ,höher als unter nassen. Eine niedrige Wurzel/Gesamtgehalt-Transferrate korreliert mit der Chlorophyllfluoreszenz (-0,708).

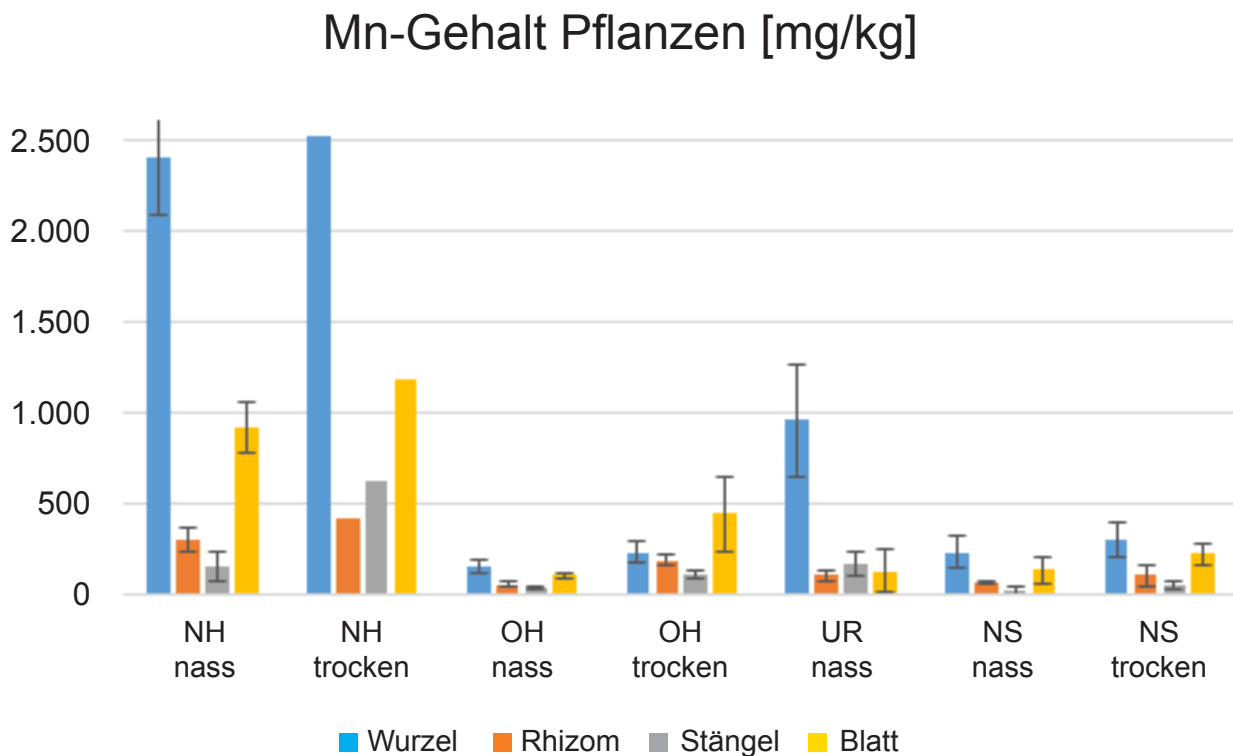


Abbildung 31: Mn-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.5 Arsen (As)

Bei einem Vergleich zwischen den beiden Regionen Baia Mare und Neusiedlersee, akkumulieren Wurzeln** von Baia Mare mehr As (Tab. 37). Innerhalb von Baia Mare gilt dies auch für Wurzeln* von NH, im Vergleich zu OH.

Tabelle 37: As-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	1.245,89 ± 595,66	95,75 ± 61,99	3,40 ± 1,89	16,76 ± 16,59
NH trocken (n=1)	1.144,13	24,54	10,09	30
OH nass (n=3)	197,69 ± 80,75	18,48 ± 7,02	4,51 ± 3,84	3,12 ± 0,70
OH trocken (n=2-3)	45,67 ± 64,59	4,93 ± 6,31	1,40 ± 0,81	1,58 ± 0,22
UR nass (n=3)	872,63 ± 418,28	19,50 ± 16,65	2,12 ± 0,76	3,78 ± 2,28
NS nass (n=3)	15,43 ± 5,27	0	0,22 ± 0,37	0,18 ± 0,31
NS trocken (n=3)	2,22 ± 1,97	0,76 ± 0,26	0,26 ± 0,48	0

Tabelle 38: As-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	19,16 ± 10,57	1,30 ± 1,21	0,25 ± 0,25
NH trocken (n=1)	-	2,62	-
OH nass (n=3)	26,00 ± 11,63	1,73 ± 0,58	0,41 ± 0,08
OH trocken (n=1-3)	-	1,93	-
UR nass (n=3)	36,34 ± 11,71	0,59 ± 0,53	0,20 ± 0,14
NS nass (n=3)	-	1,22 ± 2,11	-
NS trocken (n=3)	-	0	-

Außerdem wird unter trockenen Bedingungen weniger As in den Blättern gespeichert, als unter nassen (Abb. 32). Es sind keine signifikanten Unterschiede bezüglich der Transferraten vorhanden (Tab. 38).

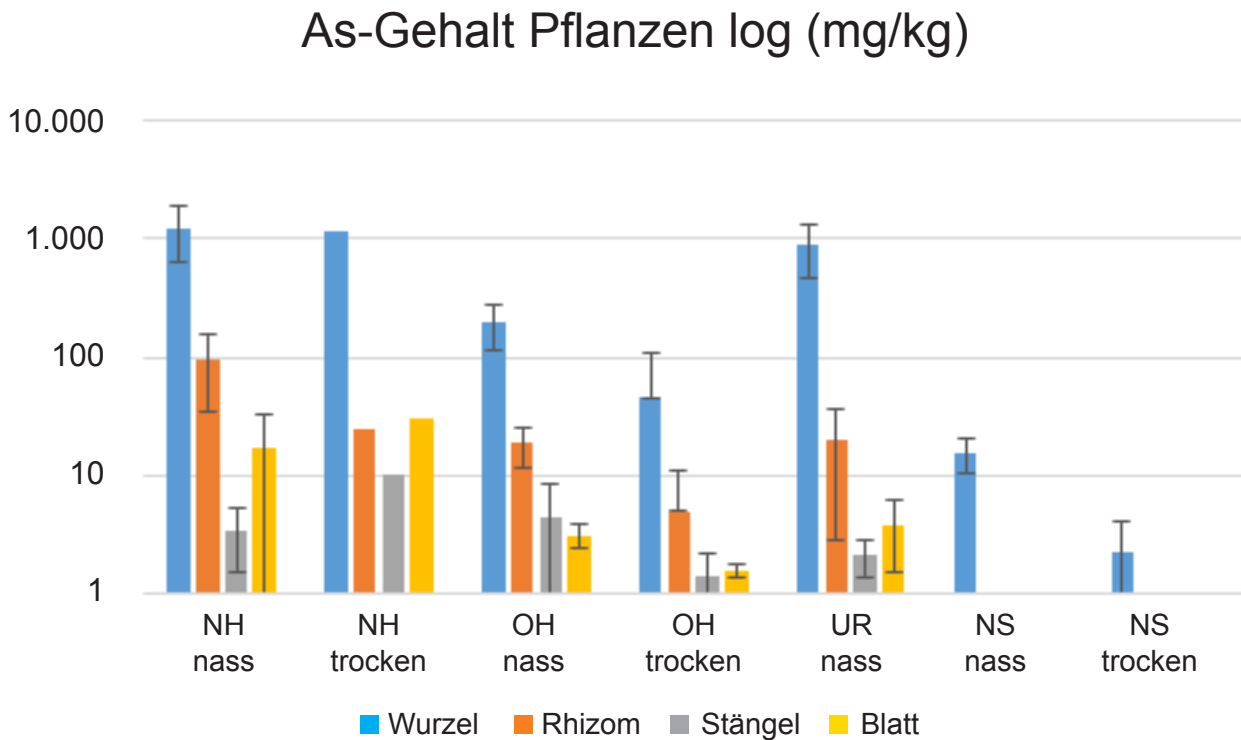


Abbildung 32: As-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.6 Cadmium (Cd)

In Baia Mare enthalten Rhizome* größere Mengen Cd als solche des Neusiedlersees (Tab. 39). Der Standort NH weist, im Vergleich zu OH erhöhte Mengen Cd in den Wurzeln** und verglichen mit UR geringeren Mengen im Stängel* auf. Wohingegen UR gegenüber OH in den Wurzeln* und dem Stängel* höhere Cd-Werte besitzt.

Tabelle 39: Cd-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	13,27 ± 1,49	1,99 ± 0,60	0,21 ± 0,60	0,17 ± 0,30
NH trocken (n=1)	10,03	0	0,99	0,63
OH nass (n=3)	2,68 ± 0,87	0,32 ± 0,56	0	0
OH trocken (n=2-3)	0	0,31 ± 0,53	0	0
UR nass (n=3)	30,70 ± 16,29	1,98 ± 0,90	1,10 ± 0,41	0
NS nass (n=3)	1,68 ± 2,44	0	0	0
NS trocken (n=3)	0	0	0	0

Tabelle 40: Cd-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	17,24 ± 1,48	1,20 ± 2,07	0,21 ± 0,36
NH trocken (n=1)	9,17	6,31	0,58
OH nass (n=3)	-	0	-
OH trocken (n=1)	-	0	-
UR nas (n=1-3)	-	0	-
NS nass (n=2)	-	0	-

Die Wurzeln aller Standorte akkumulieren im Nassen signifikant größere Mengen Cd als im Trockenen (Abb. 33). Es sind keine signifikanten Unterschiede bezüglich der Transferraten vorhanden (Tab. 40). Ein hoher Cd-Wurzel-Gehalt korreliert mit dem Fe-Wurzel-Gehalt (0,681), dem Pb-Wurzel-Gehalt (0,905) und dem Zn-Wurzel-Gehalt (0,905); ein hoher Cd-Rhizom-Gehalt korreliert mit dem Zn-Wurzel-Gehalt (0,822); und ein hoher Cd-Stängel-Gehalt korreliert mit dem Zn-Wurzel-Gehalt (0,772).

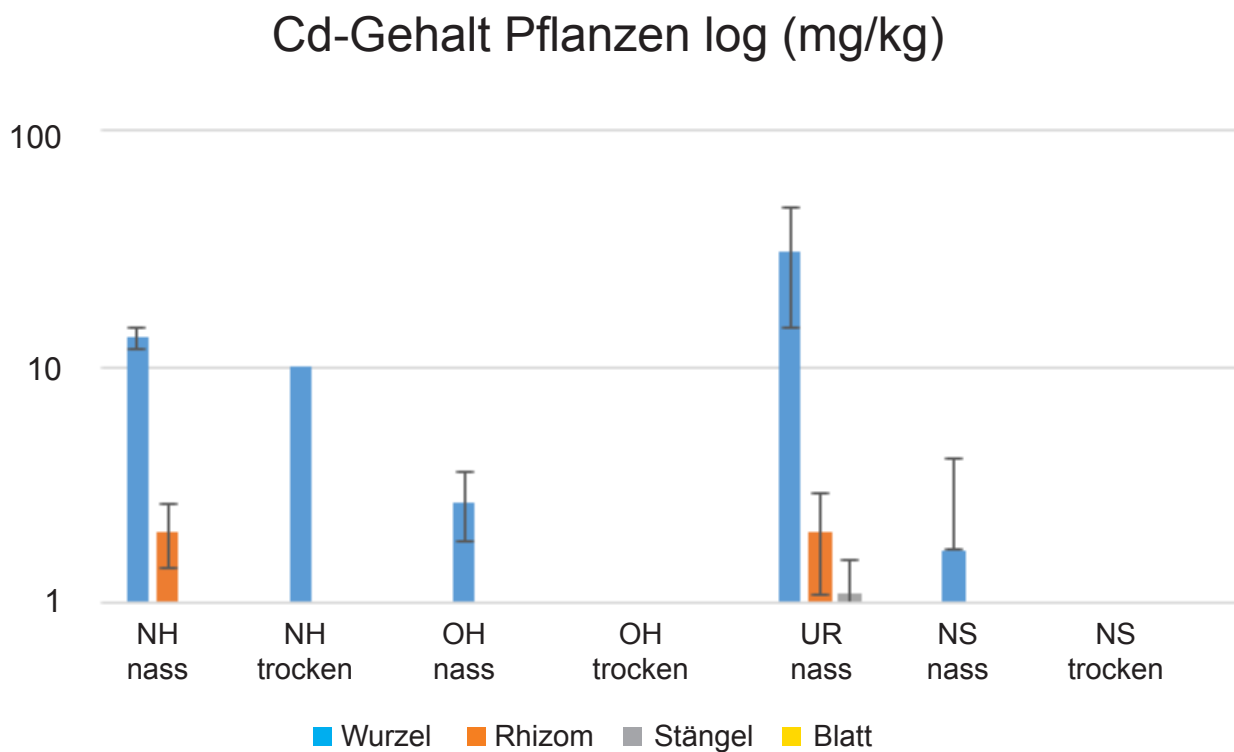


Abbildung 33: Cd-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.7 Kobalt (Co)

Die einzigen Unterschiede bezüglich der Co-Mengen sind, verglichen mit NH und UR, geringere Werte in den Wurzeln** von OH (Tab. 41 und Abb. 34). Wiederum sind keine signifikanten Unterschiede der Transferraten zu finden (Tab. 42).

Tabelle 41: Co-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	18,14 ± 4,11	1,12 ± 0,98	0	0,59 ± 0,52
NH trocken (n=1)	10,51	1,85	1,36	1,03
OH nass (n=3)	1,81 ± 1,60	0	0	0
OH trocken (n=2-3)	0	0	0	0
UR nass (n=3)	12,43 ± 1,59	0,83 ± 0,37	0	0
NS nass (n=3)	4,47 ± 0,82	0	0	0
NS trocken (n=3)	1,19 ± 1,03	0	0	0

Tabelle 42: Co-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	18,72 ± 4,00	3,38 ± 3,01	0,57 ± 0,50
NH trocken (n=1)	8,51	9,75	0,83
OH nass (n=2)	-	0	-
OH trocken (n=1)	-	0	-
UR nass (n=3)	13,43 ± 2,11	0	0
NS nass (n=3)	18,07 ± 1,97	0	0
NS trocken (n=2-3)	8,37 ± 7,26	0	0

Co-Gehalt Pflanzen [mg/kg]

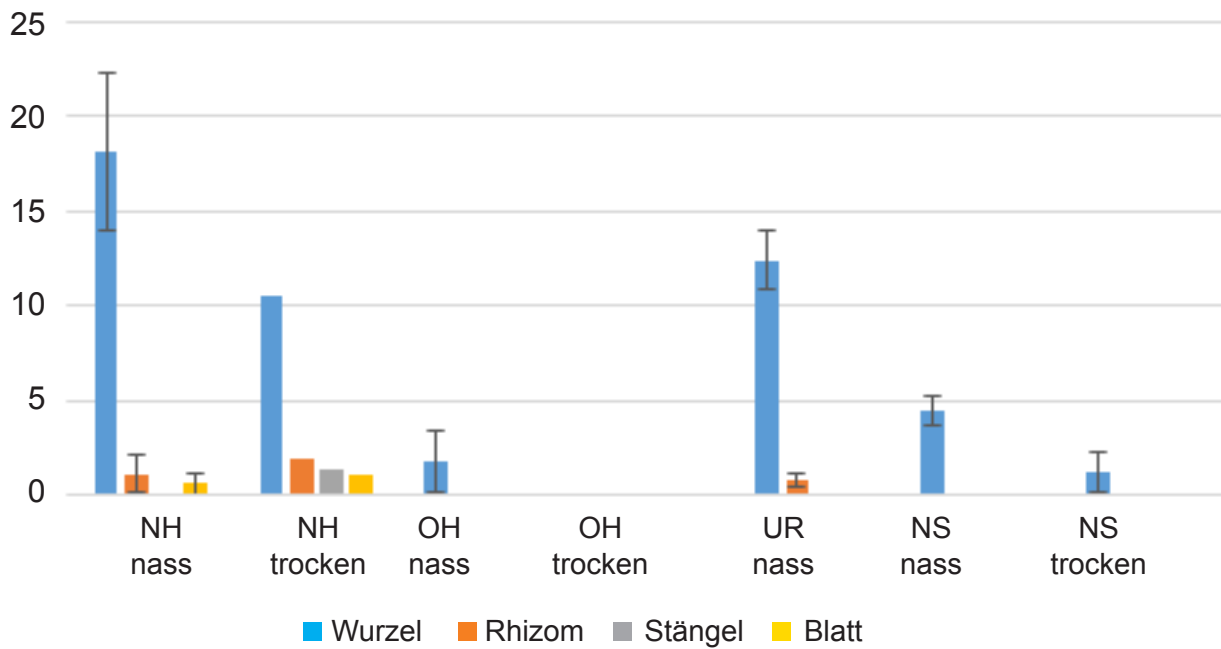


Abbildung 34: Co-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.8 Chrom (Cr)

Neben erhöhtem Wurzel/Gesamtgehalt** und verringerten Blatt/Wurzel** Transferraten besitzen Pflanzen von Baia Mare, im Vergleich zum Neusiedlersee, auch größere Mengen Cr in den Wurzeln** (Tab. 43). Der Standort NH weist gegenüber OH und UR höhere Blatt/Wurzel*- Raten auf (Tab. 44). Allerdings akkumulieren Wurzeln* von UR weniger Cr als welche von NH.

Tabelle 43: Cr-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	4,53 ± 1,53	0	0	0,37 ± 0,09
NH trocken (n=3)	7,52	0	0	0,39
OH nass (n=3)	6,38 ± 2,08	0	0,15 ± 0,26	0,19 ± 0,16
OH trocken (n=2-3)	0	0	0	0
UR nass (n=3)	11,62 ± 2,54	0,63 ± 0,62	0	0,36 ± 0,04
NS nass (n=3)	1,83 ± 0,41	0	0,09 ± 0,16	0,32 ± 0,04
NS trocken (n=3)	1,98 ± 0,41	0,52 ± 0,46	0,19 ± 0,16	0,36 ± 0,06

Tabelle 44: Cr-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	-	8,54 ± 1,86	-
NH trocken (n=1)	-	5,19	-
OH nass (n=3)	-	2,71 ± 2,49	-
OH trocken (n=1)	-	0	-
UR nass (n=3)	-	3,17 ± 0,72	-
NS nass (n=3)	2,44 ± 1,11	17,72 ± 2,04	0,42 ± 0,18
NS trocken (n=2-3)	3,95 ± 0,67	19,33 ± 8,15	0,82 ± 0,25

Verglichen mit NS besitzen NH und UR kleinere Blatt/Wurzel** Transferraten, wobei NH aber größere Wurzel/Gesamtgehalt**-Raten als NS ausweist. Die Wurzeln* von OH können weniger Cr akkumulieren als die von UR (Abb. 35). Außerdem sind die Wurzel/Gesamtgehalt* Transferraten von UR höher als die von NS. *P. australis* ist bei NH dazu fähig unter trockenen und bei OH unter nassen Bedingungen größere Mengen Cr in den Wurzeln* zu akkumulieren, als unter trockenen.

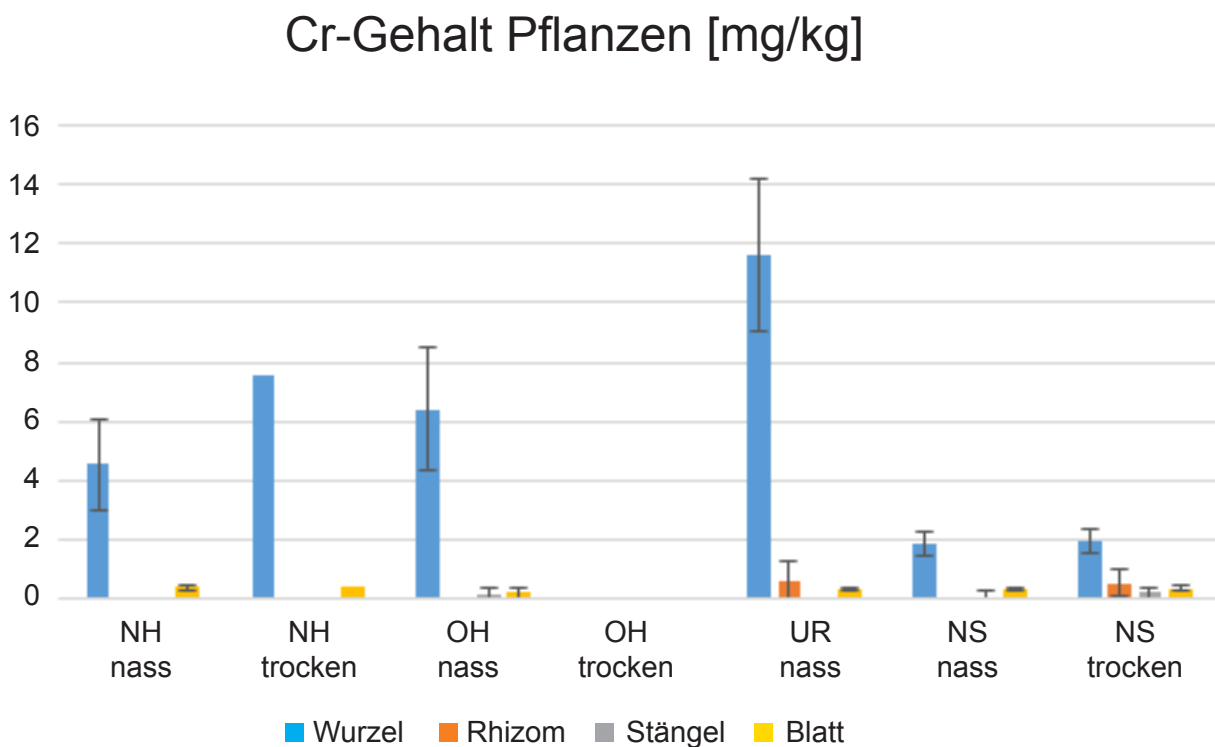


Abbildung 35: Cr-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.9 Kupfer (Cu)

Baia Mare besitzt, verglichen mit dem Neusiedlersee, verminderte Blatt/Wurzel*-Raten und erhöhte Cu-Werte in den Wurzeln** und den Blättern** (Tab. 45 und Tab. 46). Die alte Halde besitzt gegenüber NH und UR erhöhte Wurzel/Gesamtgehalt*-Raten.

Tabelle 45: Cu-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	350,88 ± 195,79	18,92 ± 3,36	15,60 ± 2,57	22,40 ± 4,35
NH trocken (n=1)	178,53	18,06	8,42	10,3
OH nass (n=3)	490,80 ± 117,43	93,45 ± 73,23	38,27 ± 38,47	10,20 ± 2,37
OH trocken (n=2-3)	225,97 ± 13,10	21,72 ± 16,47	3,53 ± 0,74	6,50 ± 1,15
UR nass (n=3)	1.399,64 ± 589,38	55,88 ± 54,70	15,94 ± 7,73	18,19 ± 6,91
NS nass (n=3)	48,21 ± 27,12	5,08 ± 1,28	2,61 ± 0,23	7,60 ± 1,67
NS trocken (n=3)	15,62 ± 8,08	4,15 ± 1,65	2,17 ± 0,41	5,33 ± 0,45

Tabelle 46: Cu-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	34,35 ± 13,29	7,50 ± 3,34	2,29 ± 0,34
NH trocken (n=1)	9,37	5,77	0,54
OH nass (n=3)	-	2,09 ± 0,36	-
OH trocke (n=2-3)	-	2,70 ± 0,69	-
UR nass (n=3)	-	1,65 ± 1,27	-
NS nass (n=3)	138,18 ± 76,57	19,35 ± 10,49	22,77 ± 6,38
NS trocken (n=3)	69,80 ± 46,16	38,75 ± 13,76	27,18 ± 22,17

Hingegen speichert NH größere Mengen Cu in den Blättern* als Blätter von OH und weniger Cu in den Wurzeln* akkumuliert als (Abb. 36) UR. Zusätzlich weisen die Standorte OH und UR, im Vergleich zu NS, verminderte Blatt/Gesamtgehalt ** Transferraten aus. Unter nassen Bedingungen besitzt lediglich OH erhöhte Wurzel/Gesamtgehalt *-Raten. Eine hohe Wurzel/Gesamtgehalt-Transferrate korreliert mit dem pH-Wert (0,626) und der Chlorophyllfluoreszenz (-0,647); und eine hohe Blatt/Wurzel-Transferrate korreliert mit dem pH-Wert (0,675) und der Chlorophyllfluoreszenz (-0,605).

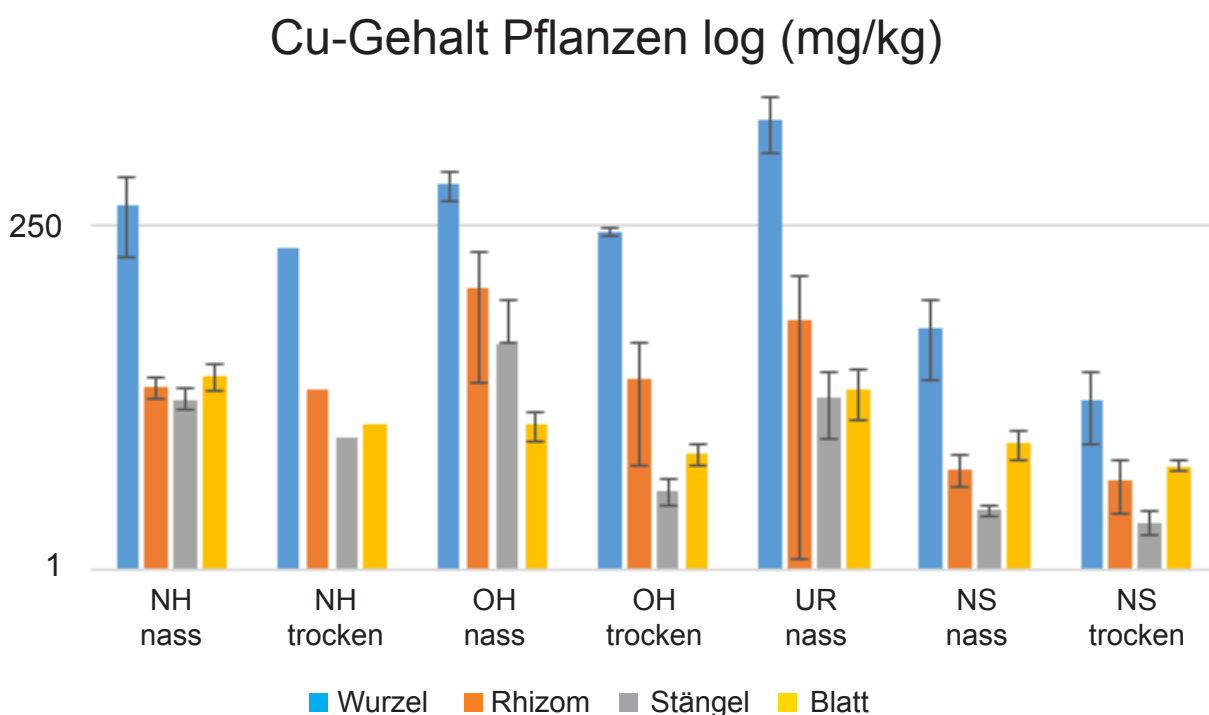


Abbildung 36: Cu-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.10 Nickel (Ni)

Der Neusiedlersee weist, im Vergleich zu Baia Mare, geringere Wurzel/Gesamtgehalt**-Raten auf (Tab. 48). Innerhalb der kontaminierten Standorte besitzt NH gegenüber OH, größere Mengen Ni im Rhizom**, im Stängel* und in den Blättern* (Tab. 47).

Tabelle 47: Ni-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	16,35 ± 6,43	3,22 ± 6,43	1,31 ± 0,39	2,48 ± 0,67
NH trocken (n=1)	24,55	5,09	3,43	3,53
OH nass (n=3)	1,40 ± 1,35	0	0,17 ± 0,29	0
OH trocken (n=2-3)	0	0,31 ± 0,53	0	0,60 ± 0,53
UR nass (n=3)	22,52 ± 7,16	2,12 ± 0,15	1,03 ± 0,26	0,85 ± 0,31
NS nass (n=3)	7,04 ± 1,27	0,49 ± 0,85	0	0,34 ± 0,58
NS trocken (n=3)	3,40 ± 1,03	1,04 ± 0,68	0	0

Tabelle 48: Ni-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	40,54 ± 8,27	16,19 ± 6,28	6,58 ± 2,83
NH trocken (n=1)	15,19	14,37	2,18
OH nass (n=2)	-	0	-
UR nass (n=3)	56,89 ± 17,99	3,84 ± 0,85	2,17 ± 0,83
NS nass (n=3)	8,83 ± 1,16	4,29 ± 7,42	0,32 ± 0,56
NS trocken (n=3)	8,07 ± 5,23	0	0

Zusätzlich können Rhizome** und Blätter* von NH mehr Ni speichern als welche von UR (Abb. 37). Beim Neusiedlersee sind, verglichen mit NH und UR, verminderte Wurzel/Gesamtgehalt**-Werte zu finden. Außerdem besitzt der Standort UR, gegenüber OH, größere Mengen Ni in den Wurzeln**, dem Rhizom**, dem Stängel** und den Blättern*.

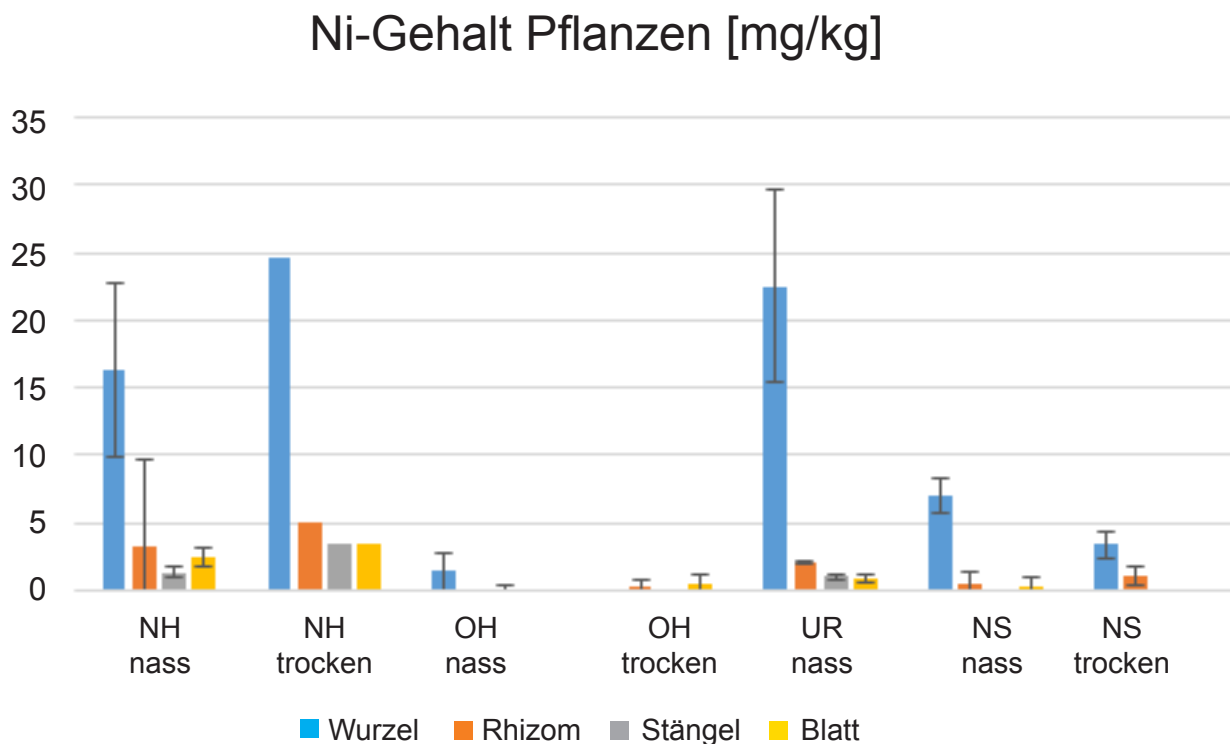


Abbildung 37: Ni-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.11 Blei (Pb)

Der einzige bezüglich Pb vorherrschende Unterschied ist eine erhöhte Pb-Akkumulation vom Rhizom* und den Blättern** unter nassen Bedingungen (Tab 49 und Abb. 38). Es können bezüglich der Transferraten keine signifikanten Unterschiede festgestellt werden (Tab. 50). Eine hohe Pb-Wurzel/Gesamtgehalt-Rate korreliert mit dem pH-Wert (0,670); und ein hoher Pb-Wurzel-Gehalt korreliert mit der Zn-Blatt/Wurzel-Rate (-0,758) und der Zn- Blatt/Gesamtgehalt-Rate (-0,723).

Tabelle 49: Pb-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	1.429,87 ± 861,94	68,89 ± 58,93	3,04 ± 1,52	12,49 ± 10,12
NH trocken (n=1)	1.469,06	20,67	6,52	15,76
OH nass (n=3)	726,52 ± 348,94	95,61 ± 36,06	21,87 ± 18,02	20,32 ± 0,33
OH trocken (n=2-3)	219,91 ± 87,99	9,94 ± 11,43	1,39 ± 0,73	2,48 ± 0,17
UR nass (n=3)	1.159,34 ± 241,64	53,50 ± 32,49	3,65 ± 0,69	16,34 ± 10,62
NS nass (n=3)	3,74 ± 0,09	0	0,78 ± 0,42	0,35 ± 0,31
NS trocken (n=3)	4,38 ± 0,69	0,97 ± 0,88	0,17 ± 0,30	0,58 ± 0,50

Tabelle 50: Pb-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	56,17 ± 32,64	0,85 ± 0,29	0,47 ± 0,34
NH trocken (n=1)	27,82	1,07	0,3
OH nass (n=3)	19,74 ± 6,72	3,50 ± 2,21	0,60 ± 0,16
OH trocken (n=2-3)	15,59 ± 3,91	1,27 ± 0,60	0,18 ± 0,03
UR nass (n=3)	17,62 ± 3,39	1,46 ± 1,04	0,27 ± 0,19
NS nass (n=3)	-	9,41 ± 8,17	-
NS trocken (n=3)	-	12,94 ± 11,53	-

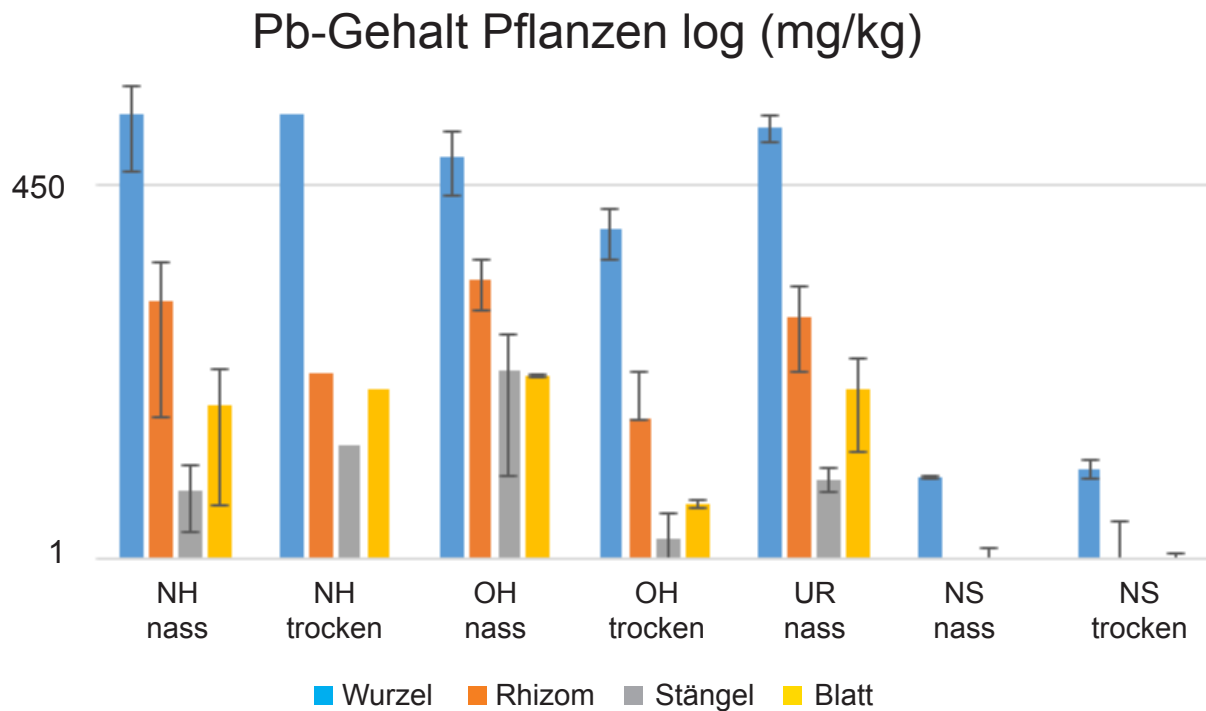


Abbildung 38: Pb-Gehalt der Pflanzenorgane

3.3.3.12 Zink (Zn)

Obwohl Baia Mare in den Wurzeln**, dem Rhizom** und den Blättern* größere Mengen Zn aufweist als NS, sind Blatt/Wurzel** und Blatt/Gesamtgehalt ** Transferraten beim Neusiedlersee erhöht (Tab. 52 und Abb. 39). Der Standort OH besitzt in den Wurzeln* und dem Rhizom** geringere Mengen Zn als NH und in den Wurzeln* ebenfalls weniger Zn als UR (Tab. 51). Verglichen mit NH weisen OH verminderte und UR erhöhte Wurzel/Gesamtgehalt *-Raten auf.

Tabelle 51: Zn-Gehalt in den Pflanzenorganen

	Wurzel [mg/kg]	Rhizom [mg/kg]	Stängel [mg/kg]	Blatt [mg/kg]
NH nass (n=3)	2.142,83 ± 706,17	309,48 ± 41,79	248,51 ± 157,34	343,92 ± 382,61
NH trocken (n=1)	1.674,54	248,06	390,93	130,25
OH nass (n=3)	225,10 ± 33,40	48,61 ± 14,53	35,04 ± 11,82	30,29 ± 10,60
OH trocken (n=2-3)	447,70 ± 7,00	117,83 ± 15,44	88,97 ± 68,85	77,86 ± 38,41
UR nass (n=3)	2.657,47 ± 1.211,46	340,23 ± 232,34	518,85 ± 440,44	38,84 ± 20,28
NS nass (n=3)	49,20 ± 17,35	17,68 ± 6,11	14,79 ± 7,91	20,79 ± 6,34
NS trocken (n=3)	37,28 ± 7,94	16,12 ± 7,28	16,65 ± 14,02	11,96 ± 1,31

Tabelle 52: Zn-Transferraten

	Wurzel/Gesamtgehalt [%]	Blatt/Wurzel [%]	Blatt/Gesamtgehalt [%]
NH nass (n=3)	18,19 ± 10,44	13,82 ± 11,58	3,28 ± 4,20
NH trocken (n=1)	16,9	7,78	1,31
OH nass (n=3)	20,89 ± 3,43	13,20 ± 3,28	14,08 ± 0,03
OH trocken (n=2-3)	-	12,69 ± 3,81	-
UR nass (n=3)	72,90 ± 23,90	1,52 ± 0,50	1,09 ± 0,46
NS nass (n=3)	34,38 ± 13,80	42,77 ± 4,55	14,55 ± 5,23
NS trocken (n=3)	21,32 ± 8,35	32,67 ± 4,24	6,75 ± 2,13

Zusätzlich sind bei NH die Blatt/Wurzel* Transferraten geringer als bei NS und bei UR ebenfalls geringer als bei OH. Wobei UR, im Vergleich zu NS, verringerte Blatt/Wurzel**- und Blatt/Gesamtgehalt *-Raten aufweist. Außerdem sind bei OH die Wurzel/Gesamtgehalt** Transferraten im Trocken en erhöht. Eine hohe Zn-Blatt/Wurzel-Transferrate korreliert mit dem pH-Wert (0,671), dem komplexierbaren Ca (-0,668), dem gesamten Ca (0,889), dem verfügbaren austauschbaren Ca (-0,856), dem komplexierbaren Pb (-0,683) und dem gesamten Pb (-0,821).

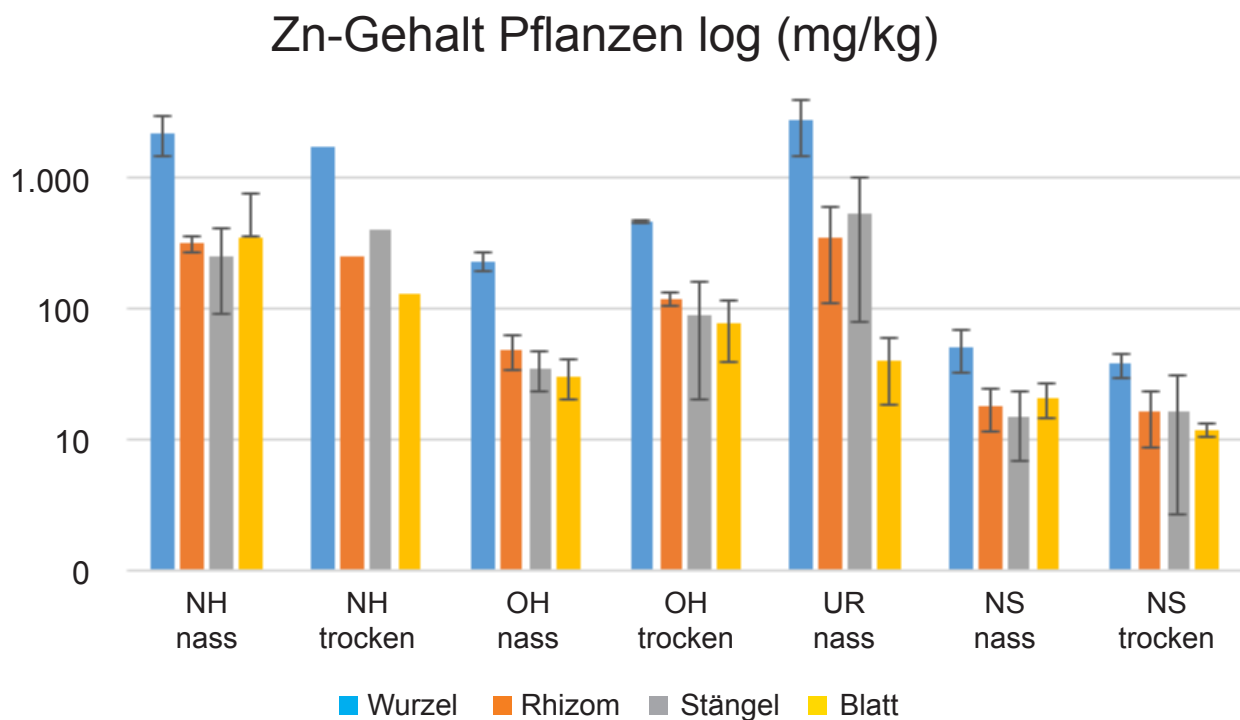


Abbildung 39: Zn-Gehalt der Pflanzenorgane

Generell wurden in Baia Mare höhere Blatt/Wurzel-Transferraten von Ca, erhöhte Blatt/Gesamtgehalt-Raten von Ca, Mg und Cr und erhöhte Fe-, Mn-, As-, Cr-, Cu- und Zn-Mengen in den Wurzeln gefunden. Innerhalb von Baia Mare zeichnet sich die neue Halde durch erhöhte Ca-, Mn-, As-, Cd-, Cr-, Ni- und Zn-Mengen in den Wurzeln, sowie durch erhöhte Ca-, Mg-, Mn-, Ni- und Zn-Mengen im Rhizom aus, die alte Halde durch erhöhte Blatt/Gesamtgehalt-Raten von Ca, Fe und Cu aus, UR durch erhöhte Mg-Blatt/Wurzel-Raten aus.

3.4 Anatomie

3.4.1 Die Wurzel

Bei anatomischen Untersuchungen der Wurzeln zeigte sich, dass zwischen den verschiedenen Standorten kein Unterschied festgestellt werden kann. Die angefertigten Längsschnitte sehen wie folgt aus: die äußerste Zellschicht ist die Rhizodermis, welche weder verholzt (lignifiziert) noch verkorkt (suberinisiert) ist (Abb. 40). Direkt anschließend befindet sich die Hypodermis, die aus 2-3 Zellschichten Exodermis und 2 Zellschichten Sklerenchym besteht. In der Mitte des Wurzel-Querschnittes liegt die Endodermis mit Caspary-Streifen, an die der Perizykel und der Zentralzylinder mit Phloem und Xylem anschließen. Das Gewebe zwischen Hypodermis und Endodermis wird Cortex genannt. Diese Zellschichten dienen bei nodialen Wurzeln auch dem Gas-Transfer innerhalb der Wurzel, welcher durch kleine Interzellularen bewerkstelligt wird. Wenn die Wurzel älter wird, beginnt zuerst die Suberinisierung bzw. Lignifizierung der Hypodermis, wodurch die Rhizodermis aufreißt und später abfällt bzw. nur noch Reste vorhanden sind (Abb. 41).

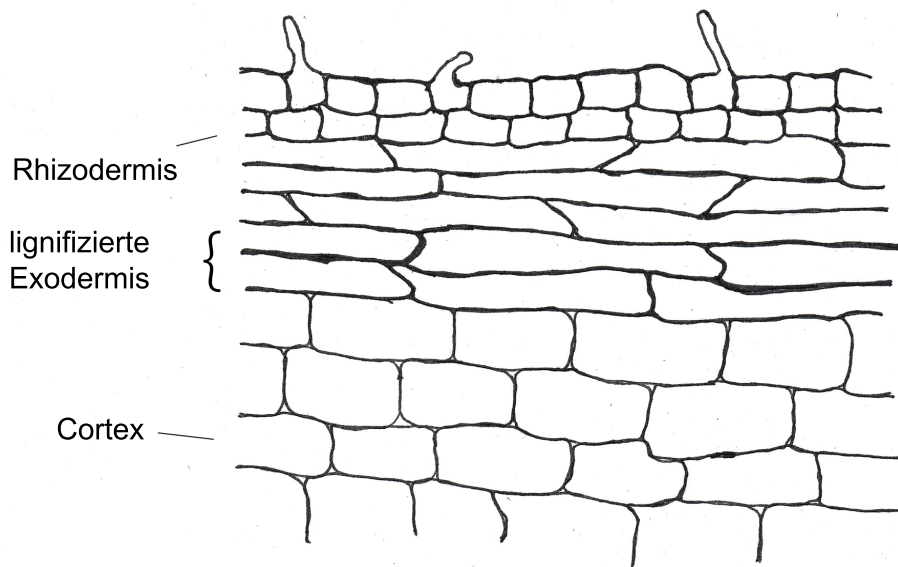


Abbildung 40: Schema eines Wurzel-Längsschnittes

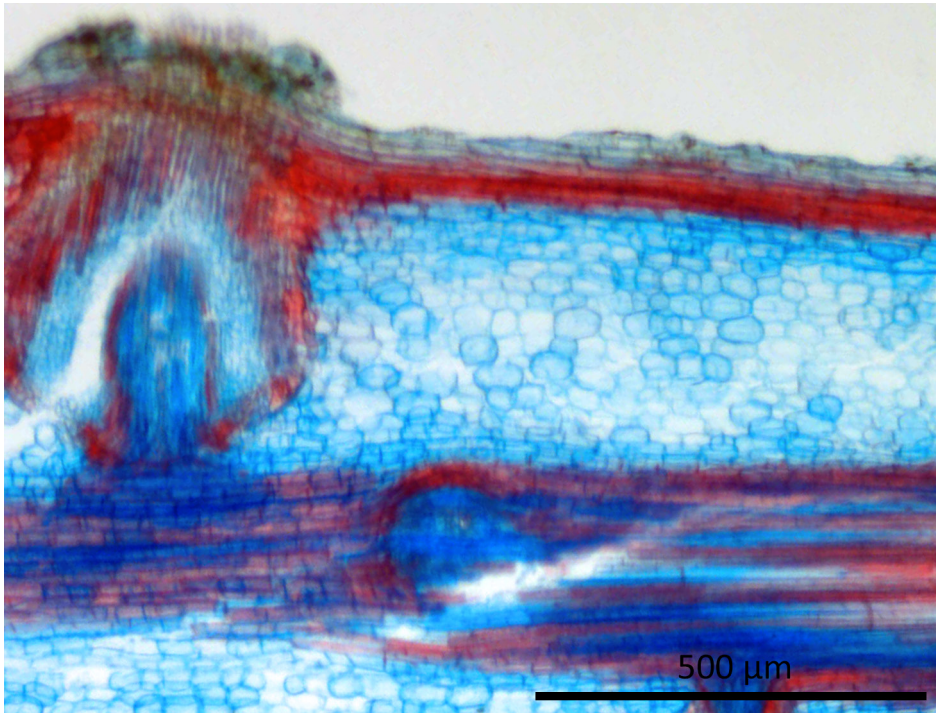


Abbildung 41: Wurzel-Längsschnitt;
Zellulose wurde blau und Lignin rot gefärbt

3.4.2 Das Rhizom

Die Markhöhlen der Rhizome sind, unter nassen Bedingungen, bei allen Standorten hochsignifikant stärker ausgebildet, als unter trockenen (Abb. 42). Beim Rhizom ist es notwendig zwischen Nodium und Internodium zu unterscheiden.

Markhöhle Anteil Rhizom [%]

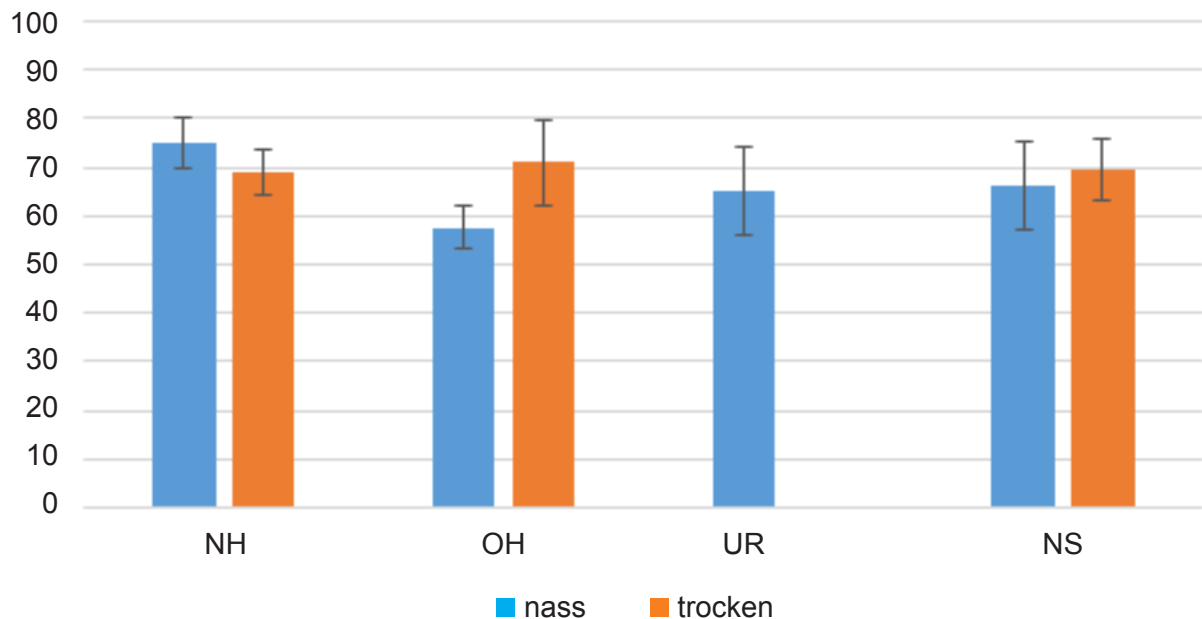


Abbildung 42: Prozentueller Anteil der Markhöhle des Rhizom-Querschnittes

Bei einem Längsschnitt durch ein Nodium sind 3 verschiedene Zellschichten zu erkennen. Ganz oben sklerenchymatische Stränge, in der Mitte feines stellates Parenchym und die unterste Zellschicht bestehend aus grobem stellaten Parenchym. Bei Betrachtung des Querschnittes eines Internodiums ist natürlich eine Epidermis und die innerhalb liegende Hypodermis zu finden (Abb. 44). Anschließend befinden sich das Aerenchym und mehrere Zellschichten Parenchym mit darin eingebetteten Gefäßbündeln, welche aus Phloem und Xylem bestehen (Abb. 43). Innen schließt an das Parenchym die Markhöhle an. Die Anatomie der Rhizome ist bei allen Standorten ident.

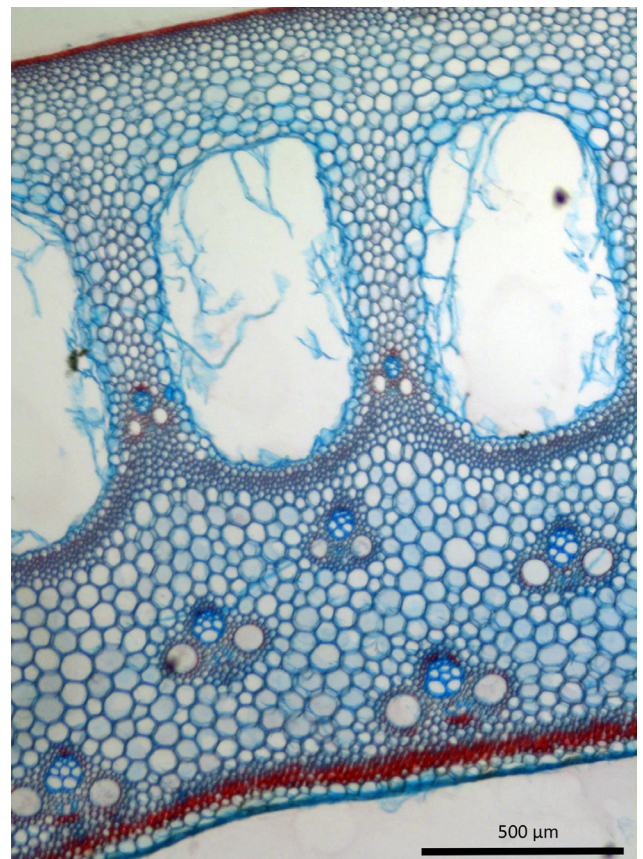


Abbildung 43: Rhizom-Querschnittes; Zellulose wurde blau und Lignin rot gefärbt

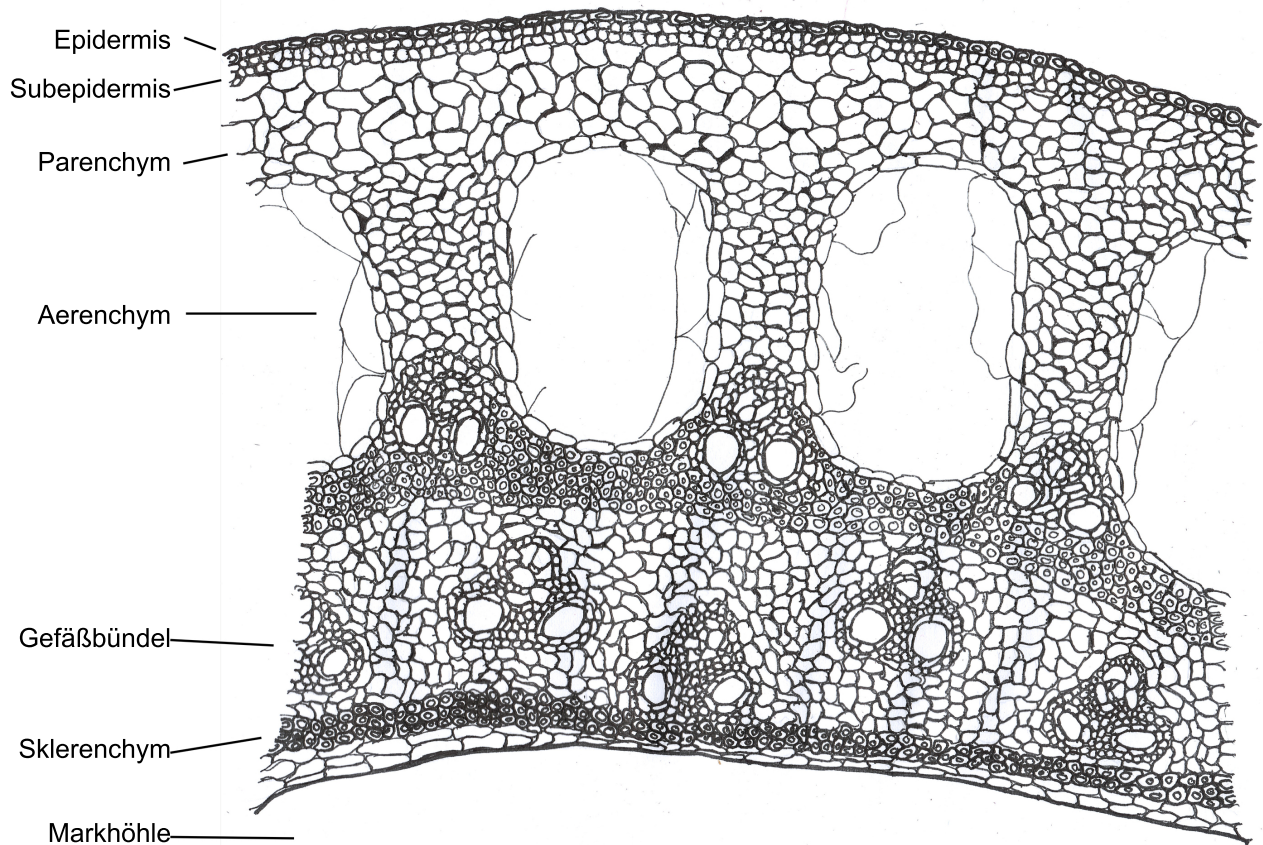


Abbildung 44: Schema eines Rhizom-Querschnittes

3.4.3 Der Stängel

Die Anatomie des Stängels ist sehr ähnlich der des Rhizoms (Abb. 45 und Abb. 46) und weist zwischen den Standorten ebenfalls keine Unterschiede auf. Es sind ebenfalls eine Epidermis (bestehend aus nur einer Zellschicht) und eine Hypodermis vorhanden, allerdings fehlt das Aerenchym. Der anschließende primäre Cortex besteht im Stängel aus 2 Zelllinien und wird durch ein Parenchym, in welches der Zentralzylinder eingebettet ist abgeschlossen. Innen befindet sich wieder eine Markhöhle.

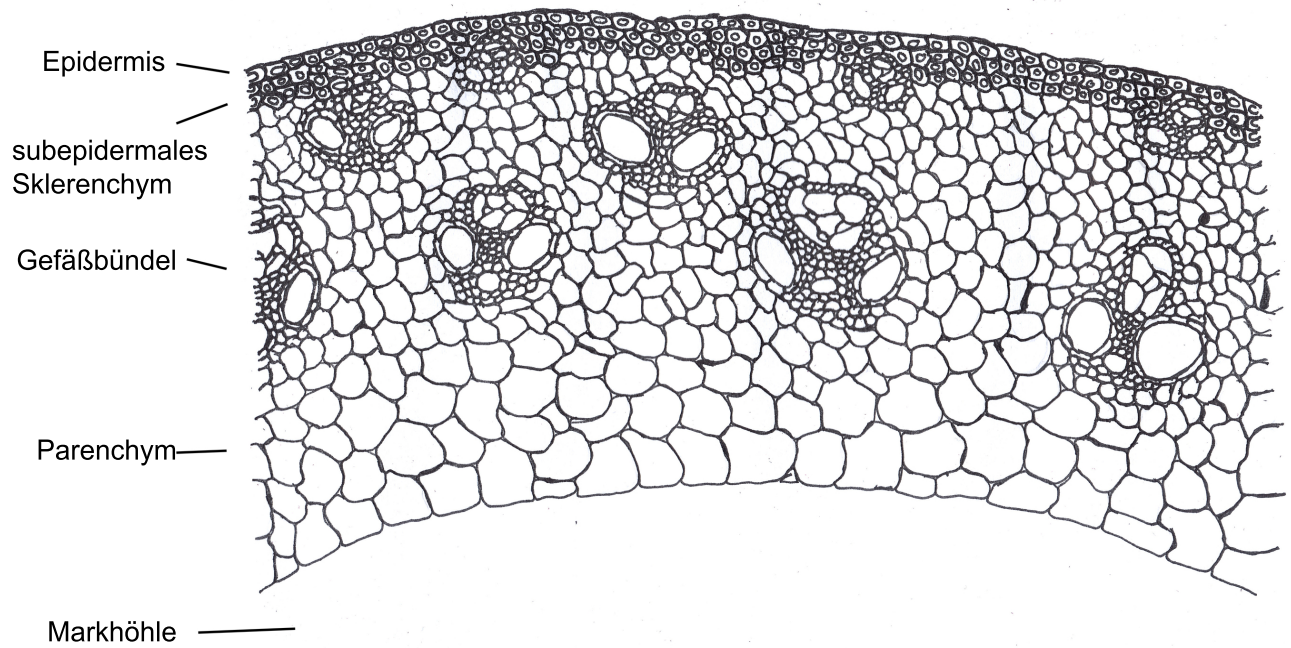


Abbildung 45: Schema eines Stängel-Querschnittes

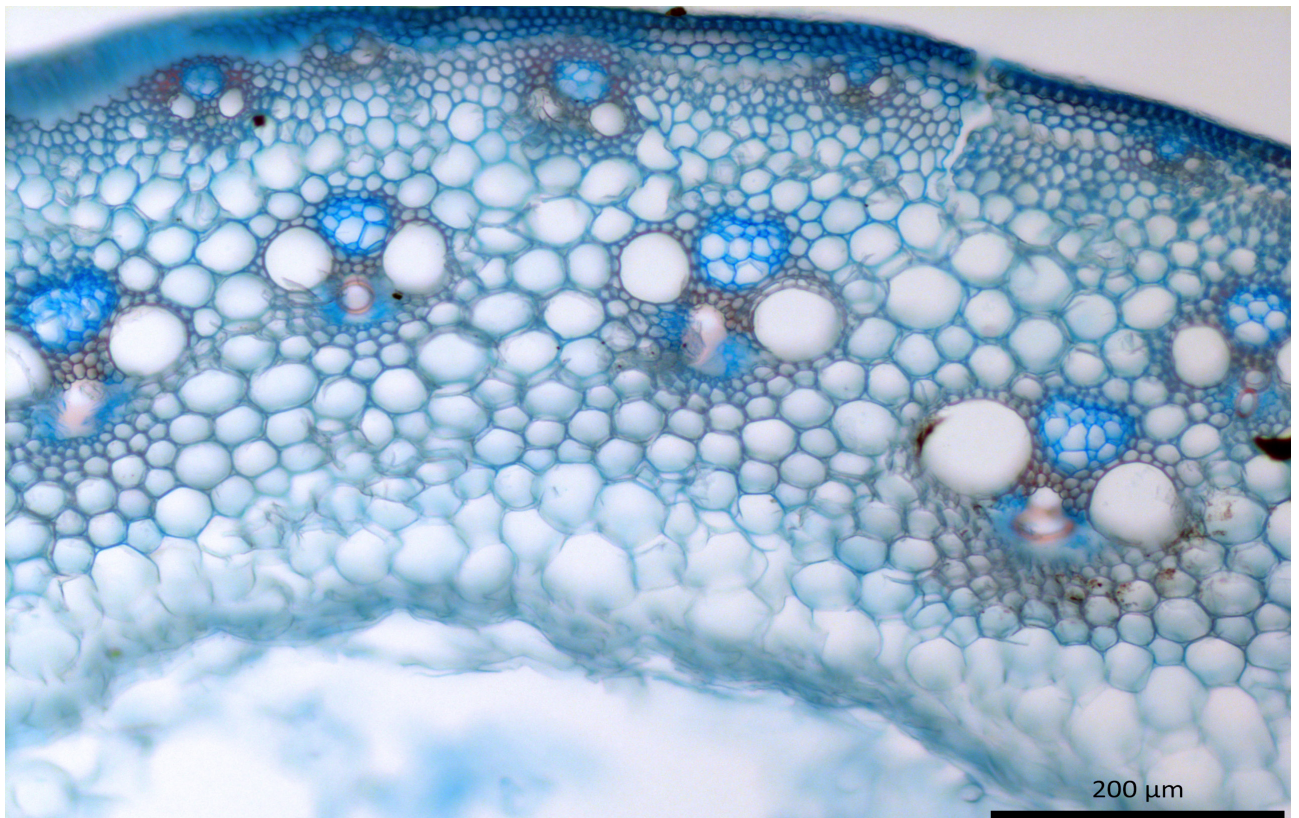


Abbildung 46: Stängel-Querschnitt;
Zellulose wurde blau und Lignin rot gefärbt

4 Diskussion

Phragmites australis ist als Kosmopolit bekannt (Fischer *et al.*, 2008), der erhöhte Salzkonzentrationen, Sauerstoffmangel und praktisch jedes Klima erträgt. Es stellt sich jedoch die Frage, in welchem Umfang Schilf auch Schwermetalle toleriert bzw. ob es als Haldenpflanze bezeichnet werden kann? Da *P. australis* bei allen beprobten Standorten in Baia Mare wächst, ist davon auszugehen, dass es sich tatsächlich um eine Haldenpflanze handelt. Im Laufe von Voruntersuchungen wurde *P. australis* auch auf polymetallischen Halden in den Siebenbürger Westkarpaten (Ro), in Bergslagen (Schweden), sowie einer blei- und zinkhaltigen Abraumhalde bei Frongoch (Wales) gefunden (W. Adlassnig, persönliche Mitteilung). Allerdings benötigt Schilf anscheinend nasse Halden, denn es kommt z.B. auf der Cu-haltigen, gut drainagerten Abraumhalde in Špania Dolina nicht vor (Banášová *et al.*, 2008). Nun wäre es interessant zu wissen ob lediglich Schilf oder auch andere Sumpfpflanzen Abraumhalden besiedeln können. Laut Asaeda und Nam (2002) ist Schilf allerdings in seichten Gewässern konkurrenzstark, weshalb unter solchen Bedingungen auch an ungestörten Standorten kaum Makrophyten auftreten. Für NH kann dies bestätigt werden, da im unmittelbaren Uferbereich des Haldensees Schilf als einzige Art auftritt. Zwar tritt im überschwemmten Bereich auch *Typha latifolia* auf, allerdings nur im etwas tieferen Wasser. In seichten Weihern von OH und UR dominiert Schilf ebenfalls komplett. Im Inneren der Schilfpopulationen, also auf festem Boden aber noch im Uferbereich wächst auf der neuen Halde außer *Typha latifolia*, auch noch *Salix purpurea*, welche beide bevorzugt Auegebiete besiedeln (Fischer *et al.*, 2008), sowie *Bolboschoenus maritimus* und *Populus* sp.. Die Peripherie der Schilfpopulationen auf der Landseite hingegen besteht ausschließlich aus *Phragmites australis*. Hier bleiben die Pflanzen jedoch sichtlich kleiner und scheinen schlechter zu gedeihen. Da sich der Schilfbestand in der Vergangenheit offensichtlich vom Ufer des Sees her ausgebreitet hat, könnte man vermuten, dass Schilf den Boden allmählich meliorisiert, sodass es im Lauf immer besser zu wachsen vermag, bis schließlich eine Bodenqualität erreicht ist, durch die auch anderen Sumpfpflanzen ein gedeihen ermöglicht, bis sie das Schilf teilweise verdrängen.

Tatsächlich unterscheidet sich der Boden im Schilfbestand in Bezug auf den pH-Wert des Bodens und der Verfügbarkeit von Fe, Mn, As, Cr und Cu von der unbewachsenen Halde. Besonders deutlich ist dies dort, wo Schilf im seichten Wasser wächst; hier ist der Boden durch eine stark verringerte Verfügbarkeit von Mn, As, Cd, Co und Ni ausgezeichnet. Als Schlüsselschritt kann wohl die Bildung von Humus aus abgestorbenen Schilfpflanzen gelten. Im Bereich der Rhizosphäre scheint es außerdem zur Bildung von Tonmineralen aus dem in der Halde reichlich vorhandenen Eisen zu kommen. Durch ihre hohe Kationenaustauschfähigkeit verringern sowohl Humus als auch Tonminerale die Verfügbarkeit von Schwermetallen, sie entgiften den Boden somit. Durch ihre Fähigkeit, Wasser zu speichern, sorgen sie zudem für einen ausgeglichenen Wasserhaushalt des Bodens. Auch dies kann anderen Pflanzen das Wachstum ermöglichen, das Schilf selbst ist allerdings vom Wasserhaltevermögen des Oberbodens praktisch unabhängig, da es mit seinen tiefliegenden Wurzeln und Rhizomen das Grundwasser anzapft. Dafür ist seine Verbreitung jedoch auf Standorte mit hochliegendem Grundwasserspiegel beschränkt, also auf den Uferbereich von Haldengewässern und auf die Außenseite von Halden auf gleicher Höhe, wo offenbar bisweilen Sickerwasser austritt (Abb. 5).

Trotz seiner Fähig, Böden zu verbessern, muss Schilf jedoch imstande sein, das native Haldensubstrat zu ertragen, um überhaupt einen Bestand aufbauen zu können, weswegen die außerordentliche Schwermetalltoleranz von *P. australis* von großem Interesse ist.

4.1 *Phragmites australis* als Bioakkumulator

Sowohl aus den Ergebnissen dieser Arbeit als auch aus der Literatur (Ye *et al*, 2003) ist offensichtlich, dass Schilf selbst extreme edaphische Bedingungen, wie das Vorhandensein von verfügbarem Zn, Pb, Cd und Cu, aushalten kann. Um eine toxische Wirkung auszuüben, müssen die Schwermetalle allerdings in die Pflanze aufgenommen werden.

Diese Aufnahme beginnt mit einer Akkumulation im Apoplasten der Wurzel. Anschließend gelangen die Elemente entweder in den Symplasten, werden innerhalb des Apoplasten weiter transportiert oder an Zellwandkompartimente gebunden. Ein Teil der Metalle kann entweder entlang der Rhizodermis und dem Wurzel-Cortex in weitere Pflanzenorgane gelangen, oder es gelingt ihnen, die Endodermis zu überwinden, sodass sie über das Xylem im Transpirationsstrom in den Spross und das Blatt transportiert werden. Wenn Metalle ins Plasma eindringen, so werden diese von resistenten Zellen an mehr oder weniger „sicheren Stellen“ z.B. den Vakuolen in den Zellen gespeichert (Eapen und Souza, 2005), wohingegen sensitive Zellen von freien Metallen im Plasma geschädigt werden. Allerdings kann die Pflanze nicht einfach generell die Aufnahme von Metallen vermeiden, da viele von ihnen essentielle Nährstoffe sind.

4.1.1 Kalzium (Ca)

Typischerweise wird Ca in Form von Kationen aus Humus-Ton-Komplexen gelöst und in Form von Ca^{2+} Ionen aufgenommen (Blume *et al*, 2009). In Baia Mare kommt Kalzium z.B. in Calcit, Dolomit und Gips vor (mineralienatlas website). Auf den Halden kommen solche Komplexe kaum vor, hier könnte Kalzium aus der Verwitterung von Kalzit, Gips und anderen Mineralen stammen, die in den Bergwerken der Region gefunden werden. Auf jeden Fall enthalten die Wurzeln mehr Ca, je saurer der Boden ist. Außerdem scheint *P. australis* unter nassen Bedingungen leichter Ca-Kationen in die Wurzeln aufnehmen zu können, da hier eine beträchtliche Menge an Ca-Ionen bereits in gelöster Form vorliegt. Da die Wurzeln von NH mehr Ca akkumulieren aber geringere Wurzel/Gesamtgehalt-Transferraten als UR aufweisen, lässt das darauf schließen, dass *P. australis* unabhängig von der Ca-Menge im Boden nur bis zu einer gewissen Kapazität Ca aufnimmt. Dies zeigt sich auch bei einem Vergleich von OH und UR.

4.1.2 Magnesium (Mg)

Normalerweise liegt Mg in derselben Form wie Ca im Boden und kommt in Dolomit vor (mineralienatlas website). Auf den Halden ist jedoch eine größere komplexierbare Mg-Menge vorhanden, welche vermutlich durch das Vorhandensein von Brucit, einem Mg-Hydroxid Mineral, erklärt werden kann (mindat website). Da NH als Abraumhalde fungiert, ist hier natürlich mehr Abraummaterial der umliegenden Bergwerke vorhanden als bei UR, weshalb die erhöhten Gesamt- und komplexierbaren Mg-Mengen nicht überraschend sind. Die geringen Mg-Mengen bei OH, verglichen mit UR, können durch eine Auswaschung aufgrund der etwas saureren und im Trockenen auch sandigeren Bedingungen erklärt werden. Die positive Korrelation zwischen dem pH-Wert und der Mg-Menge in den Wurzeln kann ebenfalls durch die Auswaschung begründet werden. Schilfpflanzen der neuen Halde akkumulieren mehr Mg als die der anderen beiden Standorte in Baia Mare, was an den erhöhten Mg-Mengen im Boden liegt. Außerdem weisen die Werte darauf hin, dass noch kein Maximum bezüglich der Mg-Aufnahme erreicht ist. Die hohen Mg-Transferraten in Richtung der Blätter und die Mg-Mengen in ihnen sind aufgrund der wichtigen Rolle von Mg in der Photosynthese (Bestandteil von Chlorophyll) vorhanden.

4.1.3 Eisen (Fe)

Auf unkontaminierten Böden versuchen Pflanzen durch die Ausscheidung von Komplexbildnern Fe aus amorphen Fe-Mn-Verbindungen und aus anderen Eisenmineralen herauszulösen, in Baia Mare zählen z.B. Bormit, Goethit, Limonit und Magnetit zu diesen Mineralen (mineralienatlas website). Unter trockenen Bedingungen belüftet *P. australis* den Boden mit Hilfe der Rhizome, wodurch als Nebeneffekt das gut lösliche Fe^{2+} zu Fe^{3+} oxidiert wird; das ist für Pflanzen nicht verfügbar. Tatsächlich akkumuliert *P. australis* im Trockenen weniger Fe als im Nassen. Die löslichen Fe-Mengen nehmen nach $\text{NH} < \text{UR} < \text{OH}$ zu, was durch unterschiedliche Redox-Bedingungen zu erklären ist. Die gleiche Begründung trifft auf die geringen löslichen und verfügbaren Fe-Mengen bei nassen Bereichen der neuen Halde,

verglichen mit Bereichen ohne Pflanze zu. *P. australis* Pflanzen haben eine erhöhte Blatt/Wurzel-Transferrate, weshalb Schilf bei OH zwar mehr Fe in den Wurzeln, aber weniger in den Blättern akkumuliert. Zusätzlich liegt das auch an einer positiven Korrelation zwischen dem pH-Wert und der Humusmenge mit der Blatt/Wurzel-Transferrate. Schilf vom Standort NH transferiert also wegen größerer Humusmengen und neutraleren pH-Werten (die Rhizosphäre ausgenommen) mehr Fe in die Blätter, als Schilf von OH. Da Fe eine wichtige Rolle beim Elektronentransport der Photosynthese spielt, steigt die Photosynthese-Aktivität mit der Fe-Menge in den Wurzeln.

4.1.4 Mangan (Mn)

Mn wird von Pflanzen durch Komplexbilder in Baia Mare aus Manganit, Benavidesit, Manganocalcit, Ramdohrit, Rodochrosit und Robertsit gelöst (mineralienatlas website). Das lösliche Mn(II) liegt bei pH-Werten niedriger als 5,5 vor und ab 6,5 in weniger löslichen Formen. Die pH-Werte von UR begründen somit die, verglichen mit NH, erhöhte Mn-Löslichkeit. Bei NH liegt im Nassen, gegenüber trockenen und Bereichen ohne Pflanzen, bei einem pH-Wert von ca. 7 durch Oxidation die weniger lösliche Form Mn(IV) vor. Obwohl der Standort UR über eine größere Menge lösliches Mn verfügt, wird weniger Mn in den Wurzeln gespeichert als bei NH. Die größeren Ton-Mengen binden offensichtlich das Mn und verringern so die pflanzenverfügbare Menge. Aufgrund größerer verfügbarer Mn-Mengen bei NH sind auch die Transferraten in Richtung der Blätter höher als bei OH. Außerdem akkumulieren die Rhizome und Stängel unter trockenen Bedingungen mehr Mn als unter nassen, was vermutlich an den höheren Ca-Mengen im Trockenen liegt. Die Mn-Aufnahme und –Transport werden durch hohe Ca-Konzentrationen gehemmt (Swanback, 1939). Die toxischen Auswirkungen, z.B. Chlorosen, von Mn zeigen sich in einer negativen Korrelation der akkumulierten Mn-Menge und der Photosynthese-Aktivität, was eigentlich skurril ist, da der Wasserspaltende Komplex eigentlich ein Mn benötigt um Sauerstoff freizusetzen.

4.1.5 Arsen (As)

Anders als die bisher diskutierten Elemente hat As kaum eine physiologische Funktion, sondern wirkt stark giftig. As wird mittels Komplexbildern gelöst, da es sehr fest an Fe- und Mn- haltige Tonminerale bindet (Kicza, 2005; Blume *et al*, 2009). In Baia Mare kommt Arsen als Arsenopyrit, Löllingit, Proustit, Realgar, Twinnit und Veenit vor (mineralienatlas website). Die erhöhte lösliche As-Menge bei NH, unter trockenen Bedingungen, verglichen mit nassen, beruht wahrscheinlich auf den geringeren Ton- und größeren Grobschluff-Anteilen. As-Ton-Komplexe sind wegen einer negativen Korrelation zwischen dem Ton-Anteil und der komplexierbaren As-Menge nicht sehr stabil und somit leicht lösbar. Hingegen sollten As-Grobschluff-Komplexe, resultierend aus einer positiven Korrelation, recht stabil sein. Wobei keine Korrelation mit dem pH-Wert festgestellt werden konnte. Der in der ÖNORM für Böden festgelegte As-Richtwert liegt bei 20 mg/kg, welcher in Baia Mare um das mehr als 100-fache überschritten wird.

4.1.6 Cadmium (Cd)

Die pflanzenverfügbare Cd-Menge wird mittels Komplexbildern und in Form von Kationen aus Humus-Ton-Komplexen gelöst. Natürliche Cd-Vorkommen in Baia Mare bestehen lediglich aus Ramdohrit (mineralienatlas website). Beim Standort OH liegt wegen den erhöhten Grobschluff- und den verminderten Ton-Anteilen, eine größere lösliche Cd-Menge als bei NH vor. Eine positive Korrelation zwischen den löslichen Cd- und den Grobschluff-Anteilen, sowie eine negative Korrelation mit den Ton-Mengen lassen auf diese Vermutung schließen. Es sind also z.T. recht stabile Cd-Ton-Komplexe vorhanden. Die erhöhte Cd-Löslichkeit, bei NH unter trockenen Bedingungen, kann ebenfalls durch einen größeren Grobschluff-Anteil erklärt werden. Aufgrund positiver Korrelationen zwischen den Cd-, Fe-, Pb- und Zn-Mengen in den Wurzeln kann auf synergistische Wirkungen der vier Metalle geschlossen werden (Liu *et al*, 2003). Diese Beziehungen erklären die nach UR > NH > OH abnehmenden Cd-Mengen in den Wurzeln, da dies ebenfalls für Fe-, Pb- und Zn-

Gehalte derselben Pflanzenorgane gilt. Laut DalCorso (2010) und Clemens (2006) ist Cd im Wasser stark löslich, wodurch die vermehrte Akkumulation in die Wurzeln unter nassen Bedingungen erklärt werden kann. Eine positive Korrelation zwischen der Cd-Menge in den Wurzeln und der Photosynthese-Aktivität resultiert aus den geringen Transferraten zu den Blättern. Obwohl die Aufnahme von Cd und Zn positiv korreliert, scheint zwischen Cd und Zn eine Konkurrenz, bezüglich der Blatt/Wurzel-Transferraten vorhanden zu sein. Diese Vermutung resultiert aus einer negativen Korrelation der Cd-Mengen in den Wurzeln und der Blatt/Wurzel-Raten von Zn. Laut der ÖNORM sind im Boden Cd-Mengen von bis zu 1 mg/kg tolerierbar, diese Werte werden in Baia Mare um mehr als das 10-fache überschritten.

4.1.7 Kobalt (Co)

Co wird in Form von Kationen aus dem Boden gelöst, kann aber auch mit Komplexbildnern reagieren. Beim Standort NH ist Co löslicher und verfügbarer als bei UR, da die Verfügbarkeit von Co mit sinkendem pH-Wert steigt. Obwohl diese negative Korrelation vorhanden ist, sind die Co-Mengen von OH trotz geringerem pH-Wert niedriger als die von NH und UR. Anscheinend sind die Co-Mengen hier von vornherein geringer als bei den andern Standorten in Baia Mare. Wegen dem niedrigeren pH-Wert von NH unter trockenen Bedingungen ist auch mehr austauschbares Co vorhanden. Im Allgemeinen sind keine erhöhten Co-Mengen vorhanden.

4.1.8 Chrom (Cr)

Chrom kommt am häufigsten als schwer lösliches und nicht toxisches Cr (III) und als kanzerogenes, gut lösliches Cr (VI) vor (Wedepohl, 1995; Blume *et al*, 2009). Über die Ausscheidung von Komplexbildnern lösen Pflanzen Cr aus z.B. Pb-, Zn- oder Fe-Verbindungen (Mortimer und Müller, 2010). Der Standort OH könnte im Nassen mehr lösliches Cr aufweisen, da auch größere Grobschluff-, Feinschluff- und Ton-Anteile

vorhanden sind. Außerdem nehmen die in die Wurzeln akkumulierten Cr-Mengen nach $NH > UR > OH$ ab; dies zeigt, dass verglichen mit der löslichen Cr-Menge nur bis zu einem gewissen Maximum Cr assimiliert werden kann. Dies gilt auch für die Blatt/Wurzel-Transferraten, welche bei NH größer als bei OH und UR sind. Interessanterweise nehmen die Wurzeln von *P. australis* bei NH im Trockenen und bei OH im Nassen, mehr Cr auf, was in der positiven Korrelation zwischen der Cr-Menge der Wurzeln und dem Grobschluff-Anteil begründet liegt. Eine positive Korrelation zwischen der Cr-Menge in den Wurzeln und der Photosynthese-Aktivität resultiert aus den geringen Transferraten zu den Blättern. Laut Bonanno und LoGiudice (2010) sind Cr-Konzentrationen von mehr als 10 mg/kg im Boden toxisch für Pflanzen, dieser Wert wird in Baia Mare z.T. weit überschritten.

4.1.9 Kupfer (Cu)

Cu wird über Komplexbilder und zu einem kleinen Teil auch in Form von Cu^{2+} -Kationen, aus dem Boden gelöst (Blume *et al*, 2009). Außerdem kommt Cu in Baia Mare in Bornit, Bournonit, Chalkanthit, Chalkopyrit, Chalkostibit, Cubanit, Freibergit und Tetraedrit vor (mineralienatlas website). Der Standort NH besitzt in Bereichen ohne Pflanzen und im Trockenen höhere Cu-Verfügbarkeit als im Nassen, da der pH-Wert dort geringer ausfällt. Das Bundesministerium für wirtschaftliche Zusammenarbeit (2013) bestätigt eine steigende Cu-Verfügbarkeit mit sinkendem pH-Wert. Aufgrund größerer Sand-Anteile bei UR und NS (im Nassen), und deren negative Korrelation mit der Blatt/Gesamtgehalt-Transferrate besitzen diese beiden Standorte bezüglich letzteren geringere Werte als OH. Weswegen die alte Halde auch unter nassen Bedingungen erhöhte Transferraten aufweist. Zusätzlich nimmt der Cu-Transfer zwischen den Wurzeln und den Blättern nach $UR < OH < NH$ zu, was mit der negativen Korrelation der löslichen Cu-Mengen und somit der nach $UR > OH > NH$ sinkenden Löslichkeit von Cu zusammenhängt. Der laut ÖNORM im Boden festgelegte Cu-Richtwert von 100 mg/kg wird, an kontaminierten Standorten, ca. um das 10-fache überschritten.

4.1.10 Nickel (Ni)

Pflanzen lösen Ni mit Hilfe von Komplexbildnern aus Verbindungen mit anderen Metallen bzw. über Kationen aus Ton-Humus-Komplexen. Letzteres liegt meist in Form von Ni^{2+} vor (Yusufet *et al*, 2011). Natürlich kommt Ni in Baia Mare nur als Mackinawit vor (mineralienatlas website). Die Ni-Menge von UR besteht fast zur Hälfte aus Ni^{2+} , wohingegen die anderen Standorte im Nassen Ni fast nur in Form von Metallverbindungen aufweisen. Aus diesem Grund sind die austauschbaren Ni-Mengen bei UR erhöht. Der Standort OH weist im Allgemeinen nur recht geringe Ni-Mengen auf. Wegen höherer Blatt/Wurzel-Transferraten, akkumulieren Blätter von NH mehr Ni als Blätter von OH und UR. Normalerweise können erhöhte Ni-Konzentrationen zur Zerstörung der Thylakoid-Membranen und der Verringerung des Chlorophyll-Gehaltes führen (DalCorso, 2012). In Baia Mare liegt aber laut den Grenzwerten des Umweltbundesamtes, bis auf trockene Bereiche von NH, keine Ni-Kontamination vor, da die Ni-Mengen noch innerhalb der 60 mg/kg Ni des Boden-Richtwertes liegen.

4.1.11 Blei (Pb)

Pb kommt in Ton-Humus-Komplexen und in Verbindung mit z.B. Al-, Fe- und Mn-Oxiden vor (Fiedler, 2001). Zu den Pb-Mineralen in Baia Mare zählen z.B. Diaphorit, Fülöpyrit, Galenit und Quadrandorit (mineralienatlas website). Der Standort UR weist im Vergleich zu NH erhöhte Gesamt- und austauschbare Pb-Mengen auf, weil geringere Sand-Anteile und ein niedriger pH-Wert vorhanden sind. Darauf kann anhand der negativen Korrelation zwischen der austauschbaren Pb-Mengen und den Sand-Anteilen bzw. den pH-Werten, geschlossen werden. Letztere Korrelation gilt auch in Bezug auf die Pb-Gesamtmenge. Die erhöhten komplexierbaren Pb-Mengen im Trockenen liegen vermutlich an den höheren Fe- und Mn-Mengen in diesen Bereichen. Verbindungen mit Fe- bzw. Mn-Oxiden sind über einem pH-Wert von 5 nur wenig löslich (Fiedler, 2001). Die Schwermetalle Pb, Zn, Cd und Cu können an die –SH Gruppen von Metallthioneinen binden. Diese werden von Pflanzen

eingesetzt, um Schwermetalle in weniger schädlichen Formen zu speichern. Da allerdings nur eine gewisse Menge Methallthioneine erzeugt werden kann, ist diese Abwehr-Strategie, ab einer gewissen Metall-Konzentration ausgeschöpft. Wenn diese Methallthioneine z.B. von Zn besetzt sind, können Cd, Pb und Cu leichter in die Blätter gelangen (DalCorso, 2012 ; Weis *et al*, 2004). Wodurch die negative Korrelation der jeweiligen Cd-, Pb-, Zn- und Cu-Gehalte der Wurzeln, mit den Blatt-Transferraten der jeweils anderen Metalle, verständlich ist. Laut der ÖNORM sind im Boden Pb-Mengen von bis zu 100 mg/kg tolerierbar, diese Werte werden in Baia Mare um mehr als das 10-fache überschritten.

4.1.12 Zink (Zn)

Zn kann über Kationen aus Ton-Humus-Komplexen oder über Komplexbilder gelöst werden (Blume *et al*, 2009). Innerhalb von Baia Mare enthalten die Minerale Freibergit, Sphalerit und Tetraedrit Zn (mineralienatlas website). Da Grobschluff eine positive und Ton eine negative Korrelation mit den austauschbaren Zn-Mengen aufweist und OH weniger Grobschluff- und mehr Ton-Anteile als NH besitzt, sind die austauschbaren Zn-Mengen von OH verringert. Zusätzlich sind die Zn-Gesamtgehalte von NH größer als die von UR, da die Feinschluff- und Ton-Anteile der neuen Halde geringer ausfallen und diese eine negative Korrelation mit dem Zn-Gesamtgehalt besitzen. Aufgrund des geringen pH-Wertes von UR und dessen negative Korrelation mit der Zn-Verfügbarkeit weist dieser Standort, verglichen mit NH, eine größere verfügbare Zn-Menge auf. Der Standort OH besitzt, im Trockenen, größere komplexierbare Zn-Mengen, da unter diesen Bedingungen, größere Sand- und geringe Feinschluff-, Ton- und Humus-Anteile vorhanden sind. Erstere besitzen eine positive und der Rest eine negative Korrelation mit der komplexierbaren Zn-Menge. Außerdem weist NH bezüglich der Grobschluff-Anteile eine positive und auf den pH-Wert bezogen eine negative Korrelation mit den austauschbaren Zn-Mengen auf. Weswegen letztere Werte bei der neuen Halde im Trockenen höher sind. Die Wurzel/Gesamtgehalt-Transferrate

steigt mit sinkendem pH-Wert und sinkendem Feinschluff-Anteil. Weswegen die Wurzel/Gesamtgehalt-Raten nach $UR > NH > OH$ abnehmen, wobei OH wegen der hohen Feinschluff-Menge am wenigsten Zn aufweist. Zusätzlich erklären diese Korrelationen auch, warum bei OH im Trockenen mehr Zn in die Wurzeln transportiert wird. Unter trockenen Bedingungen weist dieser Standort geringere Feinschluff-Anteile und etwas niedrigere pH-Werte auf. Laut der ÖNORM sind im Boden Zn-Mengen von bis zu 300 mg/kg tolerierbar, diese Werte werden in Baia Mare z.T. um mehr als das 300-fache überschritten.

4.1.13 *Phragmites australis* und Schwermetalle

Phragmites australis akkumuliert in Baia Mare größere Mengen an Co, Pb, Zn, Cu, Cd, Ni und Mn als im Hoersar-Sumpfgebiet bei Kashmir (Ahmad *et al*, 2014). Als monokotyle Pflanze, weist Schilf im Vergleich zu anderen Pflanzenarten unter denselben Umweltbedingungen die geringsten im Spross akkumulierten Cd-Mengen auf (Lux *et al*, 2011). Trotzdem ist *P. australis* eine extrem Cd tolerante Art, was auf eine erhöhte Aktivität von antioxidativen Enzymen zurück zu führen ist (Ederli *et al*, 2004). Laut Fürtig *et al*. (1999) scheinen die Wurzeln von *P. australis* als eine Art Filter für Cu und Fe zu fungieren. Schilf zeigt also eine hohe Kapazität als Bioakkumulator von Fe, Mn, Cr, Co, Cu, Ni und Zn (Rzymiski *et al*, 2014). Die Verfügbarkeit von Schwermetallen hängt in vielen Fällen vom pH-Wert des Bodens ab. Deshalb scheint die Belüftung des Bodens mit Hilfe der Aerenchyme im Rhizom und der damit verbundenen Eisenoxidation, für die Verfügbarkeit anderer Metalle, eine wichtige Rolle spielen. Die Abschwächung der toxischen Auswirkung mancher Metalle, kann auch an einer möglichen Einlagerung von Schwermetallen wie As, Cd, Cr, Ni, Pb und Zn in Fe-Mn-Plaques liegen (Batty, 2000)

Aus den akkumulierten Schwermetall-Mengen, geht hervor das *P. australis* als Excluder bezeichnet werden kann. Schilf nimmt zwar beachtliche Mengen Schwermetalle in die Wurzeln auf, aber nur ein geringer Anteil davon wird in die anderen Pflanzenorgane weiter transportiert. Außer Schilf sind innerhalb der Poaceae auch die Gräser *Agrostis tenuis*,

Lolium perenne, *Triticum aestivum*, *Hordeum vulgare* und *Festuca ovina* als Excluder bekannt (Gregory & Bradshaw, 1965). Trotz metallreicher unterirdischer Organe leben interessanterweise im Rhizominneren noch Zünsler-Raupen.

Salzkrusten in Baia Mare lassen einen extrem hohen Salzgehalt vermuten. Tatsächlich ist er aber eher etwas geringer als am Neusiedlersee, wo die Salzresistenzgrenze von Schilf auch noch lange nicht erreicht ist. *P. australis* wächst z.B. auch an einem alkalischen Salzsee in Kasachstan bei Ust-Kamenogorsk (Abb. 47). Das Ausftreten von Salzkrusten dürfte daran liegen, dass es sich vor allem um Sulfate handeln dürfte. Durch die Evaporation von saurem sulfathaltigem Wasser entstehen an der Substratoberfläche von Schwermetallhalden hydratisierte Metallsalze. Der hohe Sulfatgehalt im Wasser wiederum wird durch die Verwitterung von Fe-Sulfiden und anderen Sulfiden geprägt (Hammarstrom *et al*, 2005). Da Sulfate schwer löslich sind, fällt Salz aus, bevor allzu hohe Salzkonzentrationen im Wasser erreicht werden.



Abb. 47: *P. australis* Bestand an einem alkalischen Salzsee in Kasachstan bei Ust-Kamenogorsk, Foto von Dr. Wolfram Adlassnig.

4.2 Ansäuerung des Bodens durch Eisenoxidation

Schilf verfügt über ein wohlentwickeltes Aerenchym, mit dessen Hilfe es Luftsauerstoff zu seinem Rhizom und Wurzeln leitet, sodass es auch in komplett anaerobem Substrat wachsen kann. Dabei tritt ein Teil des Sauerstoffs aus dem Rhizom aus, sodass auch das umliegende Substrat mit Sauerstoff angereichert wird. An Schwermetallstandorten wird daher Fe^{2+} in der Rhizosphäre zu Fe^{3+} oxidiert, was durch den Farbumschlag von grau zu rot klar zu erkennen ist. Dies könnte ein reiner, oder sogar ein unerwünschter Nebeneffekt der Sauerstoffversorgung der Wurzeln sein, daneben wurde aber auch die Theorie formuliert, dass Schilf mit Hilfe von Oxidation der Elemente in unmittelbarer Umgebung der Wurzeln versuche, die Aufnahme von Schwermetallen zu verhindern bzw. zu reduzieren (Gries *et al*, 2006). Tatsächlich sind weder das oxidierte rote Fe^{3+} in der Rhizosphäre noch das Mn^{4+} pflanzenverfügbar. Die in Baia Mare beobachtete rötliche bis bräunliche Rhizosphäre könnte z.T. auch durch die Oxidierung von Mn entstehen. Aufgrund dieser Fe- und Mn-Plaques können die toxischen Auswirkungen von Schwermetallen wie Hg, Pb, Cd und Cu abgeschwächt werden, auch wenn sich der Oxidationszustand dieser Elemente durch Sauerstoffzufuhr selbst nicht ändert (Vymazal *et al*, 2007). Ab einer Mn-Konzentration von 50 mg/l, welche in Baia Mare deutlich überschritten wird, ist die Bildung von Mn-Plaques an der Wurzel-Oberfläche bzw. der Rhizosphäre von *P. australis* möglich (Batty *et al*, 2002). Diese sind auch bei der neuen Halde in Baia Mare als dunkelbraune Flecken innerhalb der rötlichen Fe-Plaques zu erkennen (Abb. 11). Auch wenn die Fe- und Mn-Oxidation also für die Pflanze grundsätzlich nützlich ist, führt sie auch zu einer Ansäuerung des Bodens. Die Ansäuerung selbst, aber auch die damit verbundene verbesserte Löslichkeit vieler Schwermetalle könnten allerdings auch zusätzliche Stressfaktoren darstellen. Tatsächlich ist unter trockenen Bedingungen die Aerenchym-Bildung von *P. australis* reduziert. Schilf belüftet den Boden also nicht mehr, als unbedingt sein muss. In einem so stark reduzierenden Boden ist wahrscheinlich freies S^{2-} vorhanden, was den faulen Geruch beim Ausgraben der Schilfpflanzen erklären würde. Dieser freie Schwefel fällt Schwermetalle sofort als unlösliches Sulfid aus. Der peruanische Wissenschaftler Julio Palomino Cadenas verwendet

verschiedene Arten von Poaceae, Cyperaceae, Juncaceae und Platanaceae, um mit Zn, Cu und Fe kontaminierte Bäche in Peru zu reinigen. Hierbei werden zum Einen die Metalle von den Wurzeln akkumuliert und zum anderen die Metalle durch sauerstoffarmen Schlamm ausgefällt (slideshare website, Adlassnig, mündliche Mitteilung).

4.3 Beeinträchtigung auf Schwermetallhalden bei Schilf wegen zellulärer Toleranz möglich

Obwohl *P. australis* günstige Bedingungen für andere Pflanzen schafft, sind am Anfang der Besiedlung von Abraumhalden niedrige pH-Werte, unnatürlich feine Korngrößen, wenig Humus u.v.m. vorhanden. Deswegen stellt sich die Frage, wie es Schilf überhaupt möglich ist, unter solchen Umwelteinflüssen wie hohen Schwermetallgehalten zu überleben?

Auf zellulärem Niveau besitzen die Halden-Populationen von *P. australis* einen außergewöhnlichen Grad an Toleranz gegenüber Schwermetallen, wobei sogar Werte anderer Pflanzenarten, die auf Schwermetallhalden wachsen, wie *Rumex acetosella* und *Plantago lanceolata* bei weitem übertroffen werden (Tab. 53). Es ist somit klar, warum Schilf als Erstbesiedler auftreten kann. Interessanterweise ist die Resistenz gegen Fe, Mn und Cu bei Pflanzen vom Neusiedlersee geringer. Vorversuche für eine Nachfolgestudie haben gezeigt, dass Rhizome vom Neusiedlersee in Substrat aus Baia Mare nicht zu wachsen vermögen. Offensichtlich ist die höhere Resistenz der Pflanzen aus Baia Mare genetisch bedingt, und keine modifikative Anpassung an metallreiches Substrat.

Tabelle 53: Vergleich der zellulären Toleranz; von *P. australis*, *Plantago lanceolat* (Werte von Vrbecky *et al*, 2014), und *Rumex acetosella* (Werte von Palma *et al*, 2013)

	Zn	Mn	Cu	Fe	Ni	Co	Pb
<i>P. australis</i>	10 ⁻²	10 ⁻⁴	10 ⁻³	10 ⁻²	10 ⁻³	10 ⁻²	10 ⁻²
<i>P. lanceolata</i>	10 ⁻⁴	10 ⁻³	10 ⁻⁵	10 ⁻⁴	10 ⁻⁵	10 ⁻⁴	10 ⁻³
<i>R. acetosella</i>	10 ⁻⁶	-	10 ⁻⁵	-	10 ⁻⁶	-	-

Die erhöhte zelluläre Toleranz von Schilfkönnte an dessen sehr hohen genetischen Variabilität liegen (Hansen *et al*, 2007). *P. australis* besitzt grundsätzlich 12 Chromosomenpaare, welche aber Ploidy-level von 3-22 x aufweisen können (Saltonstall *et al*, 2010). Bei Schilfpflanzen von Rumänien sind octo- und hexaploide Klone gefunden worden (Clevering *et al*, 2001), was auf eine ausgeprägte Anpassungsfähigkeit hinweist. Allerdings reagieren Pflanzen auf Schwermetalle oft mit der Produktion von Osmolyten (Bart und Hartman, 2003). Eine detaillierte Aufklärung der zellulären Grundlagen der Metallresistenz würde den Rahmen dieser Arbeit bei weitem sprengen.

Bezüglich der Photosynthese-Aktivität war kein signifikanter Unterschied zwischen den schwermetall-kontaminierten Standorten und der Kontrolle vorhanden. Das bedeutet, dass *P. australis* auch unter extremen Bedingungen noch eine normale Photosynthese-Rate besitzt. Aufgrund der hohen Schwermetall-Toleranz der Rhizome und weil Schilf nur sehr niedrige Metallkonzentrationen in den Blättern akkumuliert, können die Blätter ohne Beeinträchtigung Photosynthese betreiben. Auswirkungen der schwermetall-belasteten Böden auf das Schilf sind lediglich in verkürzten, etwas verdickten Wurzeln zu finden. In Voruntersuchungen der Arbeitsgruppe CIUS konnte mit Weizenkeimlingen in Keimrollen, welche in verschiedenen Schwermetallkonzentrationen gewachsen sind, gezeigt werden, dass das Wurzelwachstum aber nicht die Photosynthese-Aktivität durch die Schwermetalle beeinträchtigt werden. Für die meisten Pflanzen ist ein vermindertes Wurzelwachstum natürlich ein bedeutender Hemmfaktor; da Schilf jedoch mit seinen Wurzeln praktisch das Grundwasser erreicht und nur relativ geringe Transpirationsraten aufweist (Armstrong

et al, 2006; Vretare *et al*, 2001), können auch mit unterentwickelten Wurzeln ausreichend Wassermengen aufgenommen werden.

4.4 Verfrühte Bildung einer lignifizierten Exodermis

Bei den anatomischen Untersuchungen wurde in den verschiedenen Pflanzenorganen kein Hinweis auf spezielle morphologische oder anatomische Anpassungen, welche die hohe Schwermetalltoleranz von Schilf begründen könnten, gefunden. Allerdings war das Wachstum der Wurzeln an kontaminierten Standorte stark beeinträchtigt. An allen Standorten in Baia Mare wurden nur recht wenige Wurzeln gefunden, welche verkürzt und verdickt waren. Beim Kontrollstandort waren Wurzeln in großer Zahl und Dichte zu finden.

Peeverly *et al* behauptete 1995, dass die Wurzel-Endodermis die Hauptbarriere für den Schwermetall-Transport darstellen könnte. Dies konnte für *P. australis* nicht bestätigt werden. Konzentrationen wurden jedoch in der Rhizodermis gefunden. Nach der verfrühten Abspaltung dieser Zellschicht und der Ausbildung einer lignifizierten Exodermis lassen eher die Exodermis als mögliches Hindernis für Schwermetalle erscheinen. Etwas später fängt auch die Verholzung bzw. Verkorkung der Endodermis an. Außer den nodialen Wurzeln gibt es grundsätzlich bei *P. australis* auch laterale Wurzeln, welche aus dem Perizykel heraus wachsen (Soukup *et al*, 2002). Die Vermeidung der Seitenwurzelbildung trägt vermutlich dazu bei, Verletzungen der Endo- und Exodermis zu verhindern, wodurch das Schilf seinen eigenen Schutz aufrecht hält. Außerdem könnte Schilf, wegen der vorhandenen großen Interzellularen des Wurzel-Cortex dazu fähig sein große Mengen Schwermetalle zu akkumulieren (Sawids *et al*, 1995). Diese Aussage kann durch die Daten dieser Arbeit nicht bestätigt werden.

Wegen der anoxischen Bedingungen in Sedimenten sind Wurzeln und Rhizome von *P. australis* auf den Sauerstofftransport der oberirdischen Pflanzenorgane angewiesen (Vretare *et al*, 2000). Das Belüftungssystem in Schilf-Rhizomen besteht aus den Markhöhlen

und dem Aerenchym (Armstrong et al, 1988). Die Markhöhle ist bei jungen Rhizomen noch mit Parenchym gefüllt, welches während des Wachstums aufreißt (Okorn, 2011).

Rhizom und Stängel aller Standorte sind mit demselben Anteil an Markhöhle versehen, was auf einen vergleichbaren Sauerstoff-Transfer des Substrates hindeutet. Die Markhöhle des Stängels entsteht wieder auf dieselbe Art und Weise wie beim Rhizom (Bankó *et al* 2010). Trotz des ähnlichen Anteils des Sauerstoff-Transfers kann der benötigte erhöhte Sauerstoff-Transfer** bei NH unter nassen Bedingungen anhand stärker ausgeprägten Markhöhlen gesehen werden. Die lignifizierte Exodermis und eine außergewöhnliche zelluläre Toleranz ermöglichen das Überleben von *P. australis*.

4.5 Revegetation unter nassen Bedingungen möglich

Zu guter Letzt bleibt noch die Frage ob eine Phytoremediation von Abraumhalden mit Hilfe von *P. australis* möglich ist? Zusammenfassend kann gesagt werden, dass *Phragmites australis* ein geeigneter Kandidat für die Revegetation von nassen, Schwermetall-kontaminierten Auffangbecken ist. *P. australis* wurde bereits in den letzten 30 Jahren in Pflanzenkläranlagen verwendet, um mit Schwermetallen kontaminiertes industrielles Abwasser zu reinigen (Dunbabin und Bowers, 1992; Batty *et al.* 2004). Es ist möglich, das kosmopolitische Schilf auf allen Kontinenten und unter allen klimatischen Bedingungen zu verwenden, ohne dass es irgendwo als unerwünschter Neophyt auftreten könnte. Die Belüftung des Bodens durch Schilf-Rhizome kann unter eher trockenen Bedingungen zu unerwünschten Nebeneffekten führen, welche aber bei Staunässe nicht auftreten. Heutige Auffangbecken sind meistens so angelegt, dass sie nur in der Mitte einen überfluteten Bereich aufweisen. Schilf ist somit auf den Rand des überschwemmten Bereichs beschränkt, da es weder im tiefen Wasser noch hoch über dem Grundwasserspiegel wachsen kann. Am landseitigen Rand der Schilfbestände ist zudem mit unerwünschter Ansäuerung zu rechnen. Ein angepasstes, nämlich möglichst ebenes Design des Auffangbeckens könnte

für die vollständige, aber entsprechend seichte Überflutung des Auffangbeckens sorgen, die eventuell noch durch Maßnahmen zur kontrollierten Bewässerung und Drainage des Auffangbeckens unterstützt werden könnten. Es würde somit eine flächendeckende Ausbildung von *P. australis* Kolonien ermöglicht, das Substrat befestigt und im Laufe der Zeit sogar dekontaminiert. Auf lange Sicht ist sogar auf stark kontaminierten Halden mit der Ausbildung vergleichsweise artenreicher und naturnaher Feuchtbiotope zu rechnen.

Abbildungsverzeichnis

Abbildung	Seite
Abb. 1 Mögliche Wege von Schadstoffen in der Phytoremediation	20
Abb. 2 <i>P. australis</i> in einer Salzlache	24
Abb. 3 Neue Halde	38
Abb. 4 Überblick über den Haldenkomplex bei Baia Mare	38
Abb. 5 Schilf als Grundwasserzeiger.....	39
Abb. 6 kleiner Weiher mit Schilf bei der alten Halde	40
Abb. 7 <i>Phragmites australis</i> unter dem Rohr	41
Abb. 8 Salzkristalle der alten Halde	42
Abb. 9 pH-Werte des Wassers	43
Abb. 10 Leitfähigkeit des Wassers	43
Abb. 11 rote Verfärbung um Schilf Rhizom	45
Abb. 12 pH-Werte Boden	46
Abb. 13 pH-Werte Rhizosphäre	47
Abb. 14 Korngröße und Humusgehalt	48
Abb. 15 Ca-Gehalt Boden	51
Abb. 16 Mg-Gehalt Boden	53
Abb. 17 Fe-Gehalt Boden	55
Abb. 18 Mn-Gehalt Boden	58
Abb. 19 As-Gehalt Boden	60
Abb. 20 Cd-Gehalt Boden	62
Abb. 21 Co-Gehalt Boden	64
Abb. 22 Cr-Gehalt Boden	66
Abb. 23 Cu-Gehalt Boden	68
Abb. 24 Ni-Gehalt Boden	70

Abb. 25 Pb-Gehalt Boden	72
Abb. 26 Zn-Gehalt Boden	74
Abb. 27 Chlorophyllfluoreszenz aller Standorte	76
Abb. 28 Ca-Gehalt der Pflanzenorgane	78
Abb. 29 Mg-Gehalt der Pflanzenorgane	80
Abb. 30 Fe-Gehalt der Pflanzenorgane	82
Abb. 31 Mn-Gehalt der Pflanzenorgane	84
Abb. 32 As-Gehalt der Pflanzenorgane	86
Abb. 33 Cd-Gehalt der Pflanzenorgane	88
Abb. 34 Co-Gehalt der Pflanzenorgane	90
Abb. 35 Cr-Gehalt der Pflanzenorgane	92
Abb. 36 Cu-Gehalt der Pflanzenorgane	94
Abb. 37 Ni-Gehalt der Pflanzenorgane	96
Abb. 38 Pb-Gehalt der Pflanzenorgane	98
Abb. 39 Zn-Gehalt der Pflanzenorgane	100
Abb. 40 Schema eines Wurzel-Längsschnittes	101
Abb. 41 Wurzel Längsschnitt	102
Abb. 42 Prozentueller Anteil der Markhöhle	103
Abb. 43 Schema eines Rhizom-Querschnittes	103
Abb. 44 Rhizom-Querschnitt	104
Abb. 45 Schema eines Stängel-Querschnittes	105
Abb. 46 Stängel-Querschnitt	105
Abb. 47 <i>P. australis</i> Bestand an einem alkalischen Salzsee in Kasachstan	117

Tabellenverzeichnis

Tabelle	Seite
Tab. 1 Zeitpunkte der Schluff- und Ton-Entnahme	31
Tab. 2 Koordinaten und Seemeter der beprobten Standorte	39
Tab. 3 Mittelwerte der Wasseranalysen	44
Tab. 4 Ca-Gehalt im Boden	49
Tab. 5 Ca-Verfügbarkeit im Boden	50
Tab. 6 Mg-Gehalt im Boden	52
Tab. 7 Mg-Verfügbarkeit im Boden	52
Tab. 8 Fe-Gehalt im Boden	54
Tab. 9 Fe-Verfügbarkeit im Boden	54
Tab. 10 Mn-Gehalt im Boden	56
Tab. 11 Mn-Verfügbarkeit im Boden	57
Tab. 12 As-Gehalt im Boden	59
Tab. 13 As-Verfügbarkeit im Boden	59
Tab. 14 Cd-Gehalt im Boden	61
Tab. 15 Cd-Verfügbarkeit im Boden	61
Tab. 16 Co-Gehalt im Boden	63
Tab. 17 Co-Verfügbarkeit im Boden	64
Tab. 18 Cr-Gehalt im Boden	65
Tab. 19 Cr-Verfügbarkeit im Boden	65
Tab. 20 Cu-Gehalt im Bode	67
Tab. 21 Cu-Verfügbarkeit im Boden	67
Tab. 22 Ni-Gehalt im Boden	69
Tab. 23 Ni-Verfügbarkeit im Boden	69
Tab. 24 Pb-Gehalt im Boden	71
Tab. 25 Pb-Verfügbarkeit im Boden	71

Tab. 26 Zn-Gehalt im Boden	73
Tab. 27 Zn-Verfügbarkeit im Boden	73
Tab. 28 Schwermetall-Toleranz von <i>P. australis</i>	75
Tab. 29 Ca-Gehalt in den Pflanzenorganen	77
Tab. 30 Ca-Transferraten	77
Tab. 31 Mg-Gehalt in den Pflanzenorganen	79
Tab. 32 Mg-Transferraten	79
Tab. 33 Fe-Gehalt in den Pflanzenorganen	81
Tab. 34 Fe-Transferraten	81
Tab. 35 Mn-Gehalt in den Pflanzenorganen	83
Tab. 36 Mn-Transferraten	83
Tab. 37 As-Gehalt in den Pflanzenorganen	85
Tab. 38 As-Transferraten	85
Tab. 39 Cd-Gehalt in den Pflanzenorganen	87
Tab. 40 Cd-Transferraten	87
Tab. 41 Co-Gehalt in den Pflanzenorganen	89
Tab. 42 Co-Transferraten	89
Tab. 43 Cr-Gehalt in den Pflanzenorganen	91
Tab. 44 Cr-Transferraten	91
Tab. 45 Cu-Gehalt in den Pflanzenorganen	93
Tab. 46 Cu-Transferraten	93
Tab. 47 Ni-Gehalt in den Pflanzenorganen	95
Tab. 48 Ni-Transferraten	95
Tab. 49 Pb-Gehalt in den Pflanzenorganen	97
Tab. 50 Pb-Transferraten	97
Tab. 51 Zn-Gehalt in den Pflanzenorganen	99
Tab. 52 Zn-Transferraten	99
Tab. 53 Vergleich der zellulären Toleranz	120

Literaturverzeichnis

Agricola, G. (1556): *Zwölf Bücher vom Berg und Hüttenwesen*. VDI-Verlag GmbH Berlin.
564 pp.

Ahmad, S. S., Reshi, Z. a, Shah, M. a, Rashid, I., Ara, R., Andrabi, S. M. a. (2014):
Phytoremediation Potential of *Phragmites Australis* in Hokersar Wetland-a Ramsar
Site of Kashmir Himalaya. *International Journal of Phytoremediation*, 16, 1183–
1191

Antonielli, M., Pasqualini, S., Batini, P., Ederli, L., Massacci, A., Loreto, F. (2002):
Physiological and anatomical characterisation of *Phragmites australis* leaves.
Aquatic Botany, 72(1), 55–66

Armstrong, J., Armstrong, W. (1988): *Phragmites australis*-a preliminary study of soil-
oxidizing sites and internal gas transport pathways. *New Phytologist*, 108, 373–382

Asaeda, T., Nam, L. H. (2002): Effects of rhizome age on the decomposition rate of
Phragmites australis rhizomes. *Hydrobiologia*, 485, 205–208

Baker, a. J. M. (2008): Metal Tolerance. *New Phytologist*, 106, 93–111

Banasova, V., Horak, O., Nadubinska, M., Ciamporova, M., Lichtscheidl, I., Banášová, V.,
Nadubinská, M. (2008): Heavy metal content in *Thlaspi caerulescens* J. et C. Presl
growing on metalliferous and non-metalliferous soils in Central Slovakia.
International Journal of Environment and Pollution, 33(2-3), 133–145

Bankó, L., Erdei, L., Ördög, M., Mihalik, E. (2010): Histological comparison of the
rhizome, leafy culm and aerial rhizome of the common reed (*Phragmites australis*).
Acta Biologica Szegediensis, 54(1), 15–18.

- Bart, D., Hartman, J. M. (2003): The role of large rhizome dispersal and low salinity windows in the establishment of common reed, *Phragmites australis*, in salt marshes: New links to human activities. *Estuaries*, 26(2), 436–443
- Batty, L. (2000): The Effect of pH and Plaque on the Uptake of Cu and Mn in *Phragmites australis*(Cav.) Trin ex. Steudel. *Annals of Botany*, 86(3), 647–653
- Batty, L. C., Baker, A. J. M., Wheeler, B. D. (2002): Aluminium and phosphate uptake by *Phragmites australis*: The role of Fe, Mn and Al root plaques. *Annals of Botany*, 89(4), 443–449
- Batty, L. C., Younger, P. L. (2004): Growth of *Phragmites australis* (Cav.) Trin ex. Steudel in mine water treatment wetlands: Effects of metal and nutrient uptake. *Environmental Pollution*, 132, 85–93
- Blume, H., Brümmer, G. W., Horn, R., Kandeler, E., Kögel-Knabner, I., Kretzschmar, R., Wilke, B. (2009): *Scheffer/Schtschabel: Lehrbuch der Bodenkunde*. Springer-Verlag, Ed. 570 pp.
- Bonanno, G., Lo Giudice, R. (2010): Heavy metal bioaccumulation by the organs of *Phragmites australis* (common reed) and their potential use as contamination indicators. *Ecological Indicators*, 10, 639–645
- Bundesministerium für wirtschaftliche Zusammenarbeit (2013). *NoKatalog umweltrelevanter Standards* (illustriert). Springer Verlag. 743 pp.
- Clayton, W. D. (1968): The correct name of the common reed. *Taxon*, 17(2), 168–169.

- Clemens, S. (2006): Toxic metal accumulation, responses to exposure and mechanisms of tolerance in plants. *Biochimie*, 88(11), 1707–1719
- Clevering, O. A., Brix, H., Lukavská, J. (2001): Geographic variation in growth responses in *Phragmites australis*. *Aquatic Botany*, 69, 89–108
- Costin, D., Vlad, S. (2005): Ore formation at Varatec-Baiut , Baia Mare region , East. *IGCP Project 486*, 64–68.
- Cunningham, S. A. (2005): Incident, accident, catastrophe: Cyanide on the Danube. *Disasters*, 29(2), 99–128
- DalCorso, G. (2012). Heavy Metal Toxicity in Plants. *Plants and Heavy Metals, SpringerBriefs in Biometals*, 1–25.
- Doty, S. L. (2008): Enhancing phytoremediation through the use of transgenics and endophytes. *New Phytologist*, 179(2), 318–333
- Dunbabin, J. S., Bowmer, K. H. (1992): Potential use of constructed wetlands for treatment of industrial wastewaters containing metals. *Science of The Total Environment*, 111(2-3), 151–168
- Eapen, S., D'Souza, S. F. (2005): Prospects of genetic engineering of plants for phytoremediation of toxic metals. *Biotechnology Advances*, 23(2), 97–114
- Ederli, L., Reale, L., Ferranti, F., Pasqualini, S. (2004). Responses induced by high concentration of cadmium in *Phragmites australis* roots. *Physiologia Plantarum*, 121, 66–74

- Engloner, A. I. (2004): Annual growth dynamics and morphological differences of reed (*Phragmites australis* [Cav.] Trin. ex Steudel) in relation to water supply. *Flora* (2004), 199, 256–262
- Ernst, W. (1974): *Schwermetallvegetation der Erde*. Stuttgart, Gustav Fischer Verlag. 193 pp.
- Fiedler, H. J. (2001): *Böden und Bodenfunktionen in Ökosystemen, Landschaften und Ballungsgebieten*. E. Verlag, 598 pp.
- Fischer, M. A., Oswald, K., Adler, W. (2008): *Exkursionsflora für Österreich, Lichtenstein, Südtirol (3rd ed.)*. Land Oberösterreich, OÖ Landesmuseen, Linz. 1392 pp.
- Furini, A. (2012): Plants and Heavy Metals. *SpringerBriefs in Biometals*, 86
- Fürtig, K., Pavelic, D., Brunold, C., Brändle, R. (1999): Copper- and Iron-induced Injuries in Roots and Rhizomes of Reed (*Phragmites australis*), *Limnologica*, 29(1), 60–63
- Glick, B. R. (2003): Phytoremediation: Synergistic use of plants and bacteria to clean up the environment. *Biotechnology Advances*, 21(5), 383–393
- Grancea, L., Bailly, L., Leroy, J., Banks, D., Marcoux, E., Milési, J., Fabre, C. (2002): Fluid evolution in the Baia Mare epithermal gold/polymetallic district, Inner Carpathians, Romania. *Mineralium Deposita*, 37(6-7), 630–647
- Gregory, R., & Bradshaw, A. (1965): Heavy metal tolerance in populations of *Agrostis tenuis* Sibth. and other grasses. *New Phytologist*, (July), 131–144

- Gries, C., Kappen, L., Lösch, R. (2006): Mechanism of flood tolerance in reed, *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steudel. *New Phytologist*, 114(4), 589–593.
- Hansen, D. L., Lambertini, C., Jampeetong, A., Brix, H. (2007): Clone-specific differences in *Phragmites australis*: Effects of ploidy level and geographic origin. *Aquatic Botany*, 86(3), 269–279
- <http://www.issg.org/database/species/search.asp?sts=sss&st=sss&fr=1&x=24&y=10&sn=Phragmites+australis&rn=&hci=-1&ei=-1&lang=EN> (Accessed 01.06.2015)
- Kohl, J. G., Henze, R., Kühl, H. (1996): Evaluation of the ventilation resistance to convective gas-flow in the rhizomes of natural reed beds of *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud. *Aquatic Botany*, 54, 199–210
- Kumah, A. (2006): Sustainability and gold mining in the developing world. *Journal of Cleaner Production*, 14(3-4), 315–323
- Lux, A., Martinka, M., Vaculík, M., White, P. J. (2011): Root responses to cadmium in the rhizosphere: a review. *Journal of Experimental Botany*, 62(1), 21–37.
- Macklin, M. G., Brewer, P. A., Balteanu, D., Coulthard, T. J., Driga, B., Howard, A. J., Zaharia, S. (2003): The long term fate and environmental significance of contaminant metals released by the January and March 2000 mining tailings dam failures in Maramureş County, upper Tisa Basin, Romania. *Applied Geochemistry*, 18(2), 241–257
- Meggyes, T., Niederleithinger, E., Witt, K. J., Csovári, M., Kreft-Burman, K., Engels, J., Roehl, K. E. (2008): Enhancing the Safety of Tailings Management Facilities. *Soil and Sediment Contamination: An International Journal*, 17:4, 323–345.

<http://www.mindat.org/> (Accessed 10.02.2016)

<https://www.mineralienatlas.de/lexikon/index.php/Rum%E4nien/Maramures%2C%20Kreis/Baia%20Mare> (Accessed 28.02.2016)

Mortimer, C. E., Müller, U. (2010): *Chemie* (10th ed.). Stuttgart: Georg Thieme Verlag KG. 779 pp.

Nagajyoti, P. C., Lee, K. D., Sreekanth, T. V. M. (2010): Heavy metals, occurrence and toxicity for plants: A review. *Environmental Chemistry Letters*, 8(3), 199–216

Nesler, A., Furini, A. (2012): Plants and Heavy Metals, *SpringerBriefs in Biometals*, 75–86.

Oehme F., Schuler P. 1983: *Gelöst-Sauerstoff-Messung*. A. Hüthig, Heidelberg. 21 pp.

Okorn, G. (2011): *Schilfbestände an natürlichen und anthropogenen Standorten: Ein Vergleich der mechanischen Festigkeit*. Wien. 192 pp.

Palma, J. M., Gupta, D. K., Corpas, F. J. (2013): *Heavy Metal Stress in Plants*, 13 pp.

Pendias, K., Pendias, H. (2010): *Trace Elements in soil and plants (4th ed.)*. CRC Press. 548 pp.

Peeverly, J. H., Surface, J. M., Wang, T. (1995): Growth and trace metal absorption by *Phragmites australis* in wetlands constructed for landfill leachate treatment. *Ecological Engineering*, 5, 21–35

Pilon-Smits, E. (2005): Phytoremediation. *Annual Review of Plant Biology*, 56, 15–39

- Pivetz, B. (2001): Phytoremediation of contaminated soil and ground water at hazardous waste sites. *EPA Ground Water Issue*, 540 (S-01/500). 1–36
- Prescott, W., Prescott, G. W. (1978): *How to know the freshwater algae*. Wm. C. Brown Company Publishers, USA. 224 pp.
- Rzymiski, P., Niedzielski, P., Klimaszyk, P., Poniedzialek, B. (2014): Bioaccumulation of selected metals in bivalves (Unionidae) and *Phragmites australis* inhabiting a municipal water reservoir. *Environmental Monitoring and Assessment*, 1–14
- Sakan, S. M., Dordevic, D. S., Manojlovic, D. D., Predrag, P. (2009): Assessment of heavy metal pollutants accumulation in the Tisza river sediments. *Journal of Environmental Management*, 90, 3382–3390
- Salt, D. E., Smith, R. D., Raskin, I. (1998). Phytoremediation. *Annu. Rev. Plant. Physiol. Plant. Mol. Biol.*, (49), 643–668
- Saltonstall, K., Lambert, A., Meyerson, L. a. (2010): Genetics and Reproduction of Common (*Phragmites australis*) and Giant Reed (*Arundo donax*). *Invasive Plant Science and Management*, 3(4), 495–505
- Sawidis, T., Chettri, M. K., Zachariadis, G. A., Stratis, J. A. (1995): Heavy metals in aquatic plants and sediments from water systems in Macedonia, Greece. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 32, 73–80
- Schinner F., Öhlinger R. Kandeler E., Margesin R. 1993: *Bodenbiologische Arbeitsmethoden*. Springer-Verlag Berlin Heidelberg, Deutschland. 389 pp.

Schubert, R., Wagner, G. (2000): *Botanisches Wörterbuch* (12th ed.). 70599 Stuttgart (Hohenheim): Verlag Eugen Ulmer GmbH & Co. 734 pp.

Schützendübel, A., Polle, A. (2002): Plant responses to abiotic stresses: heavy metal-induced oxidative stress and protection by mycorrhization. *Journal of Experimental Botany*, 53(372), 1351–1365

Shallari, S., Schwartz, C., Hasko, a., Morel, J. L. (1998): Heavy metals in soils and plants of serpentine and industrial sites of Albania. *Science of the Total Environment*, 209(2-3), 133–142

Shaw, A. J. (1989): Heavy Metal Tolerance in Plants. Evolutionary Aspects. In Part 3, CRC Press Inc. p. 173

<http://de.slideshare.net/geoXnet/02-dam-humedales> (accessed 28.02.2016)

Soldán, P., Pavonic, M., Boucek, J., Kokes, J. (2001): Baia Mare accident--brief ecotoxicological report of Czech experts. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 49(3), 255–261

Soukup, A. S., Votrubová, O., Ciskova, H. (2002): Development of anatomical structure of roots of *Phragmites australis*. *New Phytologist*, 153, 277–287

Spohn, M., Spohn, R. (2008): *Was blüht denn da (58th ed.)*. Stuttgart: Frankh-Kosmos Verlags GmbH Co.KG Stuttgart. 492 pp.

Streble, H., Krauter, D. (2010): *Das Leben im Wassertropfen, Mikroflora und Mikrofauna des Süßwassers, ein Bestimmungsbuch*. Frankh-Kosmos Verlags GmbH Co.KG Stuttgart. 429 pp.

- Swanback, T. R. (1939): Studies on antagonistic phenomena and cation absorption in tobacco in the presence and absence of manganese and boron. *Plant Physiology*, 14(3), 423–446.
- Varna, A., Michnea, A., Gavra, A. (1999): Experiments for the cyanide biodegradation from industrial wastewater from the processing of gold bearing ores. *Process Metallurgy*, 9(C), 681–686
- Vrbecky, L., Adlassnig, W., Meyer, I., Steinacher, R., Sassmann, S., Lichtscheidl, I. (2014): *Plantago* spp . as a Candidate for Mine Waste Revegetation. ATSPB Tagung, Lunz am See (20); p 63
- Vretare, V., Weisner, S. E. B. (2000): Influence of pressurized ventilation on performance of an emergent macrophyte (*Phragmites australis*). *Journal of Ecology*, 88, 978–987
- Vymazal, J., Švehla, J., Kröpfelová, L., Chrastný, V. (2007): Trace metals in *Phragmites australis* and *Phalaris arundinacea* growing in constructed and natural wetlands. *Science of the Total Environment*, 380, 154–162
- Wedepohl, K. H. (1995): The composition of the continental crust. *Geochimica et Cosmochimica Acta*, 59(7), 1217–1232
- Wehland, F., Panaiotu, C., Appel, E., Hoffmann, V., Jordanova, D., Jordanova, N., Denut, I. (2002). The dam breakage of Baia Mare - A pilot study of magnetic screening. *Physics and Chemistry of the Earth*, 27(25-31), 1371–1376
- Weis, J. S., Glover, T., & Weis, P. (2004): Interactions of metals affect their distribution in tissues of *Phragmites australis*. *Environmental Pollution*, 131, 409–415

- Xinbiao, L., Pengda, Z. (1998): Geologic anomaly analysis for space-time distribution of mineral deposits in the middle-lower Yangtze area, southeastern China. *Nonrenewable Resources*, 7(3), 187–196
- Ye, Z. H., Baker, A. M., Wong, M. . H., Willis, A. J. (2003): Copper tolerance, uptake and accumulation by *Phragmites australis*. *Chemosphere*, 50, 795–800
- Yusuf, M., Fariduddin, Q., Hayat, S., Ahmad, A. (2011): Nickel: An overview of uptake, essentiality and toxicity in plants. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 86(1), 1–17

Korrelationen

Anhang 1: Korrelationen der Wurzel-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Ca		Mg		Fe		Mn	
+	-	+	-	+	-	+	-
pH *	Blatt/ Wurzel *	Ton *	Blatt/ Wurzel *	Grob- schluff *	pH **	Grob- schluff *	Fein- schluff *
Rhizom **	AM V **	pH *		Fv/Fm *	Blatt/WU **	Rhizom **	Ton **
GH **		Rhizom **		Rhizom ** _w		Stängel **	
Aufnah- me AM**		Stängel **		Stängel **		Blätter **	
Aufnah- me KM **		Blätter **		KM **		KW **	
		AM **		GH *		Blatt/Wur- zel *	
		KM **				Blatt/GH *	
		GH **					

Anhang 1: Korrelationen der Wurzel-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

As		Cd		Co		Cr	
+	-	+	-	+	-	+	-
Grob-schluff *	Fein-schluff **	Fv/Fm *		Fv/Fm *	Fein-schluff *	Grob-schluff *	Blatt/Wurzel **
Rhizom **	Ton *	Rhizom **		Rhizom **	Ton *	Fv/Fm *	
Stängel *	Blatt/KW *	Stängel **		Blätter **		Rhizom *	
Blätter **		KM V *		AM **		KM **	
KM *		AM V *		GH **		GH **	
GH **		Aufnahme KM *		Aufnahme KM **			
		Wurzel/GH **		Wurzel/GH *			
				Blatt/GH *			

Anhang 1: Korrelationen der Wurzel-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Cu		Ni		Pb		Zn	
+	-	+	-	+	-	+	-
Rhizom *	pH *	Fv/Fm *	Aufnahme AM *	Grob-schluff **	Fein-schluff *	Fv/Fm *	Fein-schluff *
Blätter *	Blatt/GH *	Rhizom **		Fv/Fm *	Ton *	Rhizom **	Ton *
AM **	Blatt/Wurzel *	Stängel **		Rhizom **	Humus *	Stängel **	Blatt/Wurzel **
KM **		Blätter **		Blätter **	Blatt/GH *	Blätter *	Blatt/GH *
GH **		AM **		KM *		AM **	
KM V **		KM *		GH **		KM *	
		GH *		Aufnahme KM **		GH **	
		AM V **		Wurzel/GH **		AM V *	
		Aufnahme KM **				Wurzel/GH *	
		Wurzel/GH **					

Anhang 2: Korrelationen der Rhizom-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Ca		Mg		Fe		Mn	
+	-	+	-	+	-	+	-
Ton **	KM **	Ton **		Grob-schluff *	pH **	Sand *	Fein-schluff *
pH**	Blatt/GH *	Humus **		Wurzel **	Blatt/Wurzel **	Grob-schluff *	Ton **
Wurzel **	AM V **	pH **		Stängel **		Wurzel**	
Blätter **		Wurzel **		Blätter/GH **		Stängel **	
GH **		Stängel **				Blätter **	
Aufnahme AM **		Blätter **				GH **	
Aufnahme KM **		AM **					
		KM **					
		GH **					

Anhang 2: Korrelationen der Rhizom-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

As		Cd		Co		Cr	
+	-	+	-	+	-	+	-
Wurzel **	Ton *	Sand *	Ton *	Grob-schluff *	Ton *	Humus *	
Blätter **	KM V *	Wurzel **		Wurzel **		Wurzel *	
GH *		Stängel *		Stängel *		AM *	
		Aufnah-me AM *		Blätter *		AM V *	
				AM *			
				GH **			
				Aufnah-me KM **			
				Blatt/ Wurzel *			

Anhang 2: Korrelationen der Rhizom-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Cu		Ni		Pb		Zn	
+	-	+	-	+	-	+	-
Wurzel *	pH *	Grob-schluff *	Fein-schluff *	Grob-schluff *		Sand *	Fein-schluff *
AM *	Blatt/Wurzel *	Wurzel **	Ton *	Wurzel **		Fv/Fm *	Ton **
KM V *		Stängel **		Stängel *		Wurzel **	Blatt/Wurzel
		Blätter **		Blätter **		Stängel *	Blatt/GH *
		AM **		AM **		Blätter *	
		KM **		GH *		AM *	
		GH **		AM V *		GH **	
		AM V *		Blatt/GH **			
		Aufnahme KM *					
		Blatt/Wurzel **					
		Blatt/KW **					

Anhang 3: Korrelationen der Stängel-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Ca		Mg		Fe		Mn	
+	-	+	-	+	-	+	-
pH *	KM V *	Fein-schluff *	Grob-schluff *	Wurzel **		Grob-schluff *	Ton *
	Blatt/GH *	Ton *		Rhizom **		Wurzel **	
		Humus **				Rhizom **	
		pH**				Blätter **	
		Wurzel **				AM **	
		Rhizom **				KM **	
		Blätter **				GH **	
		AM **				AM V *	
		KM **					
		GH **					

Anhang 3: Korrelationen der Stängel-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

As		Cd		Co		Cr	
+	-	+	-	+	-	+	-
Grob-schluff **	Ton *	Fv/Fm *		Grob-schluff *		Ton *	Sand *
Wurzel *		Wurzel **		Rhizom *		Humus *	
Blätter **		Rhizom *		Blätter **			
KM **		AM **		GH *			
GH **		KM **		Blatt/GH *			
		KM V *		Blatt/Wurzel **			

Anhang 3: Korrelationen der Stängel-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Cu		Ni		Pb		Zn	
+	-	+	-	+	-	+	-
Grob-schluff *		Grob-schluff **	Ton *	Grob-schluff *	pH *	Wurzel **	Blatt/Wurzel *
		Wurzel **		Rhizom *		Rhizom *	
		Rhizom **		Blätter *		AM **	
		Blätter **		AM **		AM V *	
		AM **		AM V *		Aufnahme KM *	
		KM **				Wurzel/GH **	
		GH **					
		AM V **					
		Aufnahme KM *					
		Blatt/Wurzel *					

Anhang 4: Korrelationen der Blatt-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Ca		Mg		Fe		Mn	
+	-	+	-	+	-	+	-
Ton **	KM **	Ton *	Grob-schluff **	Rhizom *		Sand *	Fein-schluff *
pH **	Fv/Fm *	Humus **		KM *		Grob-schluff *	Ton **
Rhizom **	AM V *	pH **		GH *		Wurzel **	
GH **	KM V **	Wurzel **				Rhizom **	
KM		Rhizom **				Stängel **	
		Stängel **				GH **	
		AM **					
		KM **					
		GH **					

Anhang 4: Korrelationen der Blatt-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

As		Cd		Co		Cr	
+	-	+	-	+	-	+	-
Grob-schluff *		Grob-schluff *	Ton *	Wurzel **	Ton *	Humus *	
Wurzel **		AM **		Rhizom **		pH **	
Rhizom **		KM **		Stängel **		Blatt/Wurzel *	
Stängel **		GH **		GH **		Blatt/GH *	
GH **		Blatt/Wurzel **		Aufnahme KM *			
Blatt/GH *		Blatt/GH **		Blatt/Wurzel **			
				Blatt/GH **			

Anhang 4: Korrelationen der Blatt-Metallgehalte; GH = Gesamtgehalt; KM = komplexierbare Menge; AM = austauschbare Menge; V = Verfügbarkeit

Cu		Ni		Pb		Zn	
+	-	+	-	+	-	+	-
Wurzel *	Fein-schluff *	Sand *	Fein-schluff *	Grob-schluff **	pH *	Sand *	Fein-schluff *
GH *	Humus *	Grob-schluff *	Ton **	Wurzel **		Wurzel *	Ton *
	Blatt/ Wurzel *	Wurzel **	Humus *	Rhizom **		Rhizom *	
	Blatt/GH *	Rhizom **		Stängel *		KM **	
		Stängel **		AM **		GH *	
		AM **		KM *		Aufnahme AM *	
		KM **		GH **			
		GH *		Blatt/GH **			
		Aufnahme KM *					
		Blatt/ Wurzel **					
		Blatt/GH **					