Die Bewurzelung von Steckhölzern der Purpur-Weide (*Salix purpurea*) in Abhängigkeit unterschiedlicher Bodenkorngrößen

The Rooting of hardwood cuttings of purple willow (Salix purpurea) in dependence of different grain sizes

Masterarbeit

eingereicht von

Peter Dorrighi

Betreuer/in:

em. Univ. Prof. Dr. Florin Florineth
M.Sc. Dinara Omarova

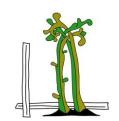


Universität für Bodenkultur Wien

University of Natural Resources and Life Sciences, Vienna
Institut für Ingenieurbiologie und Landschaftsbau (IBLB)

Department für Bautechnik und Naturgefahren

Wien, Juni 2016



Danksagung

An erster Stelle möchte ich mich bei meiner lieben (Groß-) Familie für den engen Zusammenhalt bedanken, aber vor allem bei meinen Eltern Anna und Peter Dorrighi, meinem Bruder Stefan und meiner Oma Irmgard. Ihr habt mich während meiner Ausbildung und darüber hinaus immer tatkräftig unterstützt, immer für den richtigen Ausgleich gesorgt und habt mir stets gute Ratschläge mit auf meinen Lebensweg gegeben.

Dir liebe Denise, danke ich für deine Unterstützung, den Rückhalt und deine Ausdauer.

Danke an alle Freunde, die mit mir gemeinsam einen Teil des Lebensweges gegangen sind und noch gehen werden.

das Leben ist eine Reise, es gibt noch viel zum Entdecken –

Für die fachliche Unterstützung während der gesamten Ausarbeitung meiner Masterarbeit bedanke ich mich bei folgenden Personen:

Bei Herrn em. Univ. Prof. Dr. Florin Florineth für das Ermöglichen der Masterarbeit, aber vor allem für die Begeisterung und die Freude an diesem Fachgebiet, die er in mir geweckt hat.

Bei M.Sc. Dinara Omarova bedanke ich mich für die Betreuung der Masterarbeit, die sehr gute Zusammenarbeit, die zahlreichen Ratschläge, die konstruktive Kritik und das freundschaftliche Verhältnis.

Den Kollegen des Institutes für Ingenieurbiologie und Landschaftsbau und den Mitarbeitern vom Versuchsgarten Essling.

Bei den Mitarbeitern vom Department für Wald und Bodenwissenschaften, Herrn Univ.Prof. Dipl.-Ing. Dr. nat. techn. Walter Wenzel, Frau Astrid Hobel und Frau Kopecky Elisabeth, die mich bei der Siebanalyse und der Feststellung der Wasserspeicherfähigkeit unterstützt haben.

Zusammenfassung

In dieser Masterarbeit wurde die Wurzelentwicklung der Purpur-Weide (Salix purpurea) in Quarzsanden unterschiedlicher Korngrößen 0 - 1 mm, 0 - 4 mm, 0,1 - 0,3 mm, 0,3 - 1 mm und 0,5 - 2 mm beobachtet und dokumentiert. Die Untersuchungen sind in 30 Rhizoboxen (pro Korngröße 6 Rhizoboxen) im Versuchsgarten Essling der Universität für Bodenkultur über jeweils 3 Monate im Jahr 2014 und 2015 durchgeführt worden. Die Entwicklung der Wurzeln wurde einerseits anhand einer nicht-zerstörenden Bildanalyse (Auswertung von Fotos mit GiA Roots) und anhand einer zerstörenden Methode (Auswertung der ausgewaschenen und gescannten Wurzeln mit WinRhizo) durchgeführt. Neben der Bildanalyse war auch die Erhebung der Korngrößenverteilung und die Bestimmung der Wasserspeicherfähigkeit ein wichtiger Bestandteil der Untersuchung, da Zusammenhänge mit der Wurzelentwicklung bestanden. Die ersten Unterschiede der Wurzelentwicklung in den unterschiedlichen Korngrößen konnten schon nach einigen Wochen visuell festgestellt werden. Das Wurzelwachstum in der Korngröße 0,5 - 2 mm liegt in der Tiefen- und Breitenentwicklung deutlich hinter den feineren Korngrößen, wiesen dafür eine größere Anzahl an Verzweigungen auf. Die Korngrößen 0 - 1 mm, 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm zeigen nach Versuchsende ähnliche Wurzelsysteme, wobei die Wurzeln in der Korngröße 0 – 1 mm das beste Anwuchsverhalten aufweisen. Die mit den Bildanalysen erhobenen Wurzelparameter werden gemeinsam mit der im Labor erhobenen Korngrößenverteilung und der Wasserspeicherfähigkeit betrachtet und dabei wird die erste visuelle Beurteilung herangezogen. Der Versuch hat gezeigt, dass die Bodenkorngröße die Entwicklung der einzelnen Wurzelparameter sehr wohl beeinflusst und dass feinere Korngrößen (0 – 1 mm, 0 – 4 mm und 0,1 – 0,3 mm) ein besseres Wurzelwachstum zeigen.

Schlüsselworte: Ingenieurbiologie, Wurzel, Rhizobox, Korngröße, Bildanalyse

Abstract

This thesis focuses on the observation and documentation of the root development of purple willow-cuttings (salix purpurea) in quartz sand, covering the following grain sizes: 0 - 1 mm, 0 - 4 mm, 0,1 - 0,3 mm, 0,3 - 1 mm and 0,5 - 2 mm. The studies have been conducted from 2014 to 2015 with 30 rhizotrones (six rhizotrones per grain size, three months each) in the experimental garden "Essling" of the University of Natural Resources and Life Sciences in Vienna. The root development has been evaluated through image analysis by a non-destructive method (GiA Roots) on the one hand and through a destructive method (analysis of washed-out and scanned roots with the help of WinRhizo) on the other hand. Apart from image analysis, the evaluation of grain size distribution and the determination of the water holding capacity have been important factors in this survey. Visual differences in root development in the various rhizotrones could be observed after a few weeks only. Rhizotrones filled with grainsize 0,5 - 2 mm had significant lower root growth in depth and width than the roots in the other rhizotrones, but a greater number of branches. Though grain sizes from 0 - 1 mm, 0 - 4 mm and 0,1 - 0,3 mm had similar root systems, the best growth behaviour could be observed in grain size 0 - 1 mm. The different rooting parameters of the image analysis need to be considered along with grain size and water holding capacity. In conclusion it can be stated, that different grain size causes varying rooting parameters and that roots in rhizotrones with finer grain sizes (0 - 1 mm, 0 - 4 mm, 0,1 - 0,3 mm) show better growth in comparison to rhizotrones with bigger grain size.

Keywords: bioengineering, root, rhizotrone, grain size, image analysis

Inhaltsverzeichnis

1	Ε	inle	itung	1
	1.1		blemstellung	2
	1.2	Zie	setzung	2
	1.3	Нур	pothese	2
2	G	run	dlagen	4
			anzenanatomische Grundlagen	4
		1.1		
	2.	1.2	Die Wurzel	6
	2.	1.3	Richtungswachstum von Wurzeln, Geotropismus	g
	2.2	Dei	Boden	
	2.	2.1	Korngrößenverteilung	11
	2.	2.2	Porengrößenverteilung	12
	2.	2.3	Bodenverdichtung	13
	2.	2.4	Wasser und Boden	13
	2.	2.5	Wasserhaushalt im Boden	14
	2.	2.6	Boden als Pflanzenstandort	16
	2.	2.7	Wurzel und Boden	16
	2.3	Die	biologisch-technischen Eigenschaften von Pflanzen	18
	2.	3.1	Die Anpassungsfähigkeit	18
	2.	3.2	Die Regenerationsfähigkeit	18
	2.	3.3	Fähigkeit zur vegetativen Vermehrung	19
	2.	3.4	Fähigkeit zur Sprosswurzelbildung	21
	2.	3.5	Fähigkeit zur Überstaubarkeit	21
	2.	3.6	Fähigkeit zur Rohbodenbesiedelung	21
	2.	3.7	Erosionsschutz	21
	2.	3.8	Erhöhung der Scherfestigkeit durch Bodendurchwurzelung	22
	2.	3.9	Bodenentwässerung und Standsicherheit	23
3	W	/urz	elarchitektur und Wurzelformen	24
			rzelarchitektur	
		1.1	Untersuchung der Wurzelarchitektur	
		1.2		
		1.3		
			Wurzelparameter	
			rzelformen	
		2.1	Umwelteinflüsse auf die Wurzelformen	
	3.	2.2	Licht	
	3.	2.3	Wärme	

3	3.2.4	Wasser	32	
3	3.2.5	Luft	33	
4 (Gattı	ung <i>Salix</i> L	34	
4.1		arakteristik der Gattung		
4.2	Sys	stematik	34	
4.3		breitung		
4.4	Vei	wendung	35	
4.5	Bes	schreibung der Art <i>Salix purpurea</i>	35	
4	1.5.1	Morphologie	35	
4	.5.2	Die Wurzel	36	
4	1.5.3	Verbreitung	37	
4	1.5.4	Verwendung in der Ingenieurbiologie	37	
5 l	Jnte	rsuchungsmethoden	38	
5.1	Vei	suchsstandort	38	
5.2	Klir	na	39	
5.3	Die	Rhizobox zur Untersuchung der Wurzelarchitektur	41	
5	5.3.1	Vor- und Nachteile	41	
5	5.3.2	Material und Bauweise	42	
5.4	Aus	Ausgewählte Bodenkorngrößen		
5	5.4.1	Siebanalyse & Sedimentation	43	
5	5.4.2	Wasserspeicherfähigkeit	45	
5.5	Da	s Pflanzenmaterial	47	
5.6	Vei	suchsablauf	47	
5.7	Dat	tengewinnung	49	
5.8	Pro	gramme zur Untersuchung der Wurzelarchitektur	49	
5	5.8.1	Verwendete Software	50	
5	5.8.2	Bildanalyse	51	
5	5.8.3	Bildaufbereitung	52	
5	5.8.4	GiA Roots	52	
5	5.8.5	WinRhizo	55	
6 E	Erge	bnisse	57	
6.1	Vei	rsuch 2015	57	
6.2	Sie	banalyse und Wasserspeicherfähigkeit	58	
6.3	Erg	ebnisse der Bildanalyse	60	
6	3.3.1	Korngröße: 0 - 1 mm	60	
6	3.3.2	Korngröße: 0 - 4 mm	62	
6	3.3.3	Korngröße 0,1 - 0,3 mm	63	
6	3.3.4	Korngröße 0,3 - 1 mm	65	
6	3.3.5	Kornaröße 0.5 - 2 mm	66	

Bodenkorngrößen 6.5 Entwicklung der Wurzelbreiten in Abhängigkeit unterschiedlich Bodenkorngrößen 6.6 Entwicklung der sichtbaren bewurzelten Fläche in Abhängigkeit unterschiedlich Bodenkorngrößen 6.7 Vergleich der Wurzellänge mit dem Wurzeldurchmesser in unterschiedlich Bodenkorngrößen 6.8 Gesamtwurzellänge in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.9 Wurzelvolumen in Abhängigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse 7 Diskussion und Ausblick 8 Literaturverzeichnis 9 Abbildungsverzeichnis				_		_			
Bodenkorngrößen 6.6 Entwicklung der sichtbaren bewurzelten Fläche in Abhängigkeit unterschiedlich Bodenkorngrößen 6.7 Vergleich der Wurzellänge mit dem Wurzeldurchmesser in unterschiedlich Bodenkorngrößen 6.8 Gesamtwurzellänge in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.9 Wurzelvolumen in Abhängigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse 7 Diskussion und Ausblick Literaturverzeichnis 9 Abbildungsverzeichnis	(6.4						unterschiedlich 6	er SS
Bodenkorngrößen 6.7 Vergleich der Wurzellänge mit dem Wurzeldurchmesser in unterschiedlich Bodenkorngrößen 6.8 Gesamtwurzellänge in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.9 Wurzelvolumen in Abhängigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse 7 Diskussion und Ausblick 8 Literaturverzeichnis 9 Abbildungsverzeichnis	(6.5							er 71
Bodenkorngrößen 6.8 Gesamtwurzellänge in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.9 Wurzelvolumen in Abhängigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse 7 Diskussion und Ausblick 8 Literaturverzeichnis 9 Abbildungsverzeichnis							er 73		
6.9 Wurzelvolumen in Abhängigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen 6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse 7 Diskussion und Ausblick 8 Literaturverzeichnis 9 Abbildungsverzeichnis						en 75			
6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse	6.8 Gesamtwurzellänge in den unterso		den unterschiedlic	hen B	odenkorngrößen _	-	7		
Diskussion und Ausblick Literaturverzeichnis Abbildungsverzeichnis	(6.9	Wurzelvolumen	in Abhá	ängigkeit der untei	schie	dlichen Bodenkorn	größen	7
8 Literaturverzeichnis 9 Abbildungsverzeichnis	(6.10	Zusammenfass	ung der	Ergebnisse			7	78
9 Abbildungsverzeichnis	7	Di	iskussion un	d Aus	blick			7	'9
	8	Li	iteraturverzei	chnis _.				8	2
10 Tabellenverzeichnis	9	Al	Abbildungsverzeichnis 8					8	
	10	10 Tabellenverzeichnis					9	3	

1 Einleitung

Ingenieurbiologie ist eine technisch-biologische Fachdisziplin, die die Eigenschaften von Pflanzen zur Sicherung von Bauwerken und Nutzungen verwendet, aber auch zur Entwicklung des Landschaftsbildes beiträgt. Pflanzen und Pflanzenteile werden dabei als lebende Baustoffe so eingesetzt, dass ihre Entwicklung in engem Zusammenhang mit Boden und Gestein eine dauerhafte Sicherung gegen Erosion bietet (E.F.I.B, 2015).

Die Ingenieurbiologie gewann immer mehr an Bedeutung, als die Menschen ihre Häuser in die Nähe von Bächen und Flüssen bauten. Zum Beispiel reparierten die Römer Uferanbrüche am Tiber mit Raubäumen. Schon Leonardo Da Vinci hat Maßnahmen zur Sicherung des Ufers vorgeschlagen:

"Die Wurzeln der Weiden lassen die Böschungen der Kanäle nicht zerfallen und die Zweige der Weiden, die in der Querrichtung, also auf die Breite der Böschungen gesetzt und später unten beschnitten werden, werden jedes Jahr dicker und so bekommst Du ein lebendiges Ufer aus einem Stück" (SCHLÜTER, 1984).

Bis zur Hälfte des letzten Jahrhunderts sind viele solcher Lebendverbauungen durchgeführt worden. Nach dem 2. Weltkrieg wurden diese vom Beton vorwiegend verdrängt. Die Folgen sind heute noch zu sehen aber auch zu spüren. Hugo Meinhard SCHIECHTL (1922 – 2002) in Innsbruck geboren, war der Erste, der mit seinen Arbeiten, Vorträgen und Lehrveranstaltungen im größeren Ausmaß gegengesteuert hat und die Ingenieurbiologie wieder aufleben ließ. Das Sichern und Gestalten mit Pflanzen, aber auch deren Ästhetik haben in den letzten Jahren an großem Stellenwert gewonnen.

(FLORINETH, 2012)

Die ingenieurbiologischen Maßnahmen verlangen eine gewisse Sorgfalt im Umgang mit dem lebenden Baustoff. Mit dem Wachstum der Pflanzen beginnt auch die Sicherheit der Maßnahme zu steigen. So ist ein gutes, schnelles und gesundes Anwuchsverhalten von Pflanzen von großem Interesse. Das Wachstum der Pflanzen ist von vielen Faktoren (z.B. Wasser, Temperatur, Nährstoffe im Boden, Körnung, uvm.) abhängig. So ist es unsere Aufgabe, die bestmöglichen Bedingungen für Pflanzen in den ingenieurbiologischen Maßnahmen zu schaffen, um diese noch effektiver und sicherer zu machen.

1.1 Problemstellung

Die Purpur-Weide als Pioniergehölz wird häufig aus Gründen der Bodenstabilisierung für Hang- und Ufersicherung eingesetzt. Die Entwicklung der Wurzeln spielt eine entscheidende Rolle über Erfolg oder Misserfolg einer ingenieurbiologischen Maßnahme. Wurzelarchitektur wird von unterschiedlichen Faktoren wie von der Wasser-, Luft- und Nährstoffverfügbarkeit, der Bodentemperatur und der Bodenstruktur beeinflusst. Eine gute Entwicklung der Wurzeln ist Voraussetzung für ein gutes Pflanzenwachstum, da sie die Pflanze mit Nährstoffen versorgt, ihr Halt gibt und Teil eines Ökosystems wird, welches von den zahlreichen Eigenschaften der Wurzel profitiert. In der Wurzelforschung gibt es zahlreiche Untersuchungsmethoden, mit denen unterschiedliche Einflussfaktoren quantifiziert werden können. In Anlehnung an eine in Bearbeitung befindende Dissertation (OMAROVA, 2016), welche dem Absterben der Tugay-Wälder (ein arider Waldtyp an Fließgewässern) in Zentralasien (Kasachstan) ihre Aufmerksamkeit widmet, wird versucht mithilfe der Purpur-Weide (Salix purpurea) das Waldökosystem wieder herzustellen. Nun soll der Einfluss von unterschiedlichen Korngrößen in einem Fließgewässer auf das Wurzelwachstum genauer untersucht werden und somit die Grundlage für weitere Untersuchungen schaffen. Aus diesen Gründen wird in dieser Arbeit der Fokus auf die Purpur-Weide gelegt und die Entwicklung der Wurzeln genauer erforscht.

1.2 Zielsetzung

Das Ziel dieser Arbeit ist es, die Wurzelentwicklung der Purpur-Weide (*Salix purpurea*) in 5 Böden unterschiedlicher Korngrößen genauer zu untersuchen.

Durchgeführt wird die Wurzeluntersuchung als Modellversuch in Rhizo-Boxen um mögliche Unterschiede der Wurzelparameter in den unterschiedlichen Korngrößen zu beobachten.

1.3 Hypothese

Die Entwicklung der Wurzeln der Purpur-Weide wird von der Bodenkorngröße beeinflusst und kann mit Hilfe der Rhizoboxen untersucht werden.

- Einfache Untersuchungen zeigen unterschiedliche Entwicklungen der Wurzelparameter, gleicher Pflanzenart und Sorte unter verschiedenen Einflussfaktoren (POLOMSKI & KUHN 1998, S.37).
- Rhizoboxen (bis 80cm Höhe) können für die quantitative Messung der Wurzelparameter in 2D-Form und die Auswertung eingesetzt werden (NAGEL, 2012).

 Für die Darstellung und Bewertung von Wurzelbildern stehen zurzeit mehrere Software-Produkte zur Verfügung, welche eine nicht-destruktive Untersuchung der Wurzelparameter erlauben.

Folgende Forschungsfragen wurden aus der Zielsetzung und der aufgestellten Hypothese abgeleitet:

Im Hinblick auf das Wurzelbild:

Welche Möglichkeiten gibt es, das als Hauptdatenlieferant dienende Wurzelbild in geeigneter, auswertbarer Qualität zu bekommen?

Im Hinblick auf die Softwareauswahl:

Welche Software-Produkte eignen sich für die Auswertung des Wurzelbildes?

Im Hinblick auf die Wurzeldaten:

Welche Entwicklung zeigt die Purpur-Weide hinsichtlich ihrer Wurzelarchitektur in Tiefen von 0 - 70 cm über den Zeitraum von 3 Monaten?

Welche Unterschiede gibt es bei der Purpur-Weide hinsichtlich ihrer Wurzelarchitektur in den unterschiedlichen Korngrößen in Bezug auf die Ausbreitung der Wurzeln in Zeit und Raum, ihre Gesamtlängen und Längen der Wurzeln mit unterschiedlichem Durchmesser?

2 Grundlagen

2.1 Pflanzenanatomische Grundlagen

Einleitend werden die Grundlagen der Pflanze, der morphologische Aufbau und die Funktionen von Sprossachse und Wurzel näher erläutert um Begrifflichkeiten und Zusammenhänge besser zu verstehen.

Die Einteilung erfolgt in die Grundorgane der Pflanze:

- Blatt,
- Sprossachse und
- Wurzel.

2.1.1 Die Sprossachse

Die Sprossachse stellt die Verbindung zwischen den Grundorganen, Blatt und Wurzel in beide Richtungen dar. Sie ermöglicht die Wasser- und Stoffleitung zwischen Wurzel und Blättern, gibt dem oberirdischen Teil der Pflanze die nötige Stabilität und kann der Photosynthese und der Stoffspeicherung dienen (KÜCK & WOLFF, 2009, S. 45). Man unterscheidet in Hinblick auf den Bau und die Gestalt der Sprossachse: Kräuter, Stauden, Sträucher und Bäume. Charakteristisch für Sträucher ist die Förderung der Knospen im basalen Bereich, welche nach ihren Austrieb die Hauptachse überragen (NULTSCH 2001, S. 227).

Primärer Bau der Sprossachse

Die Sprossachse lässt sich in ihrem Längsschnitt betrachtet in vier Abschnitte einteilen:

- Vegetationskegel
- Determinationszone
- Differezierungszone
- Bereich des sekundären Dickenwachstums

Die Sprossachse entwickelt sich aus dem embryonalen Meristem des Vegetationskegels. Der zentrale Gewebekern, das Corpus ist von einer zweischichtigen Tunica umgeben, welche ausschließlich an der Bildung von Blattanlagen beteiligt ist. In der folgenden Determinationszone erfolgt eine Sondierung ähnlicher Zellen in Urmark, Restmeristem, Urrinde und Protoderm. Im Vergleich zur anschliessenden Differenzierungszone, welche

mehrere Zentimeter lang sein kann, sind die ersten beiden Abschnitte nur wenige Millimeter lang. Hier erfolgt die Ausgestaltung der Zellen zu ihrer funktionsfähigen Form. Aus Urmark und Urrinde wird das Mark- und Rindenparnchym, aus dem Protoderm entsteht die Sprossepidermis. Das Restmeristem bildet einen Procambiumring oder Procambiumstränge, die als Ausgangselemente für Leitbündel aufgefasst werden können. Vorerst bilden sich Protophloem und –xylem, welche in Folge von Metaphloem und –xylem verdrängt werden. Für den Assimiliattransport zwischen Blatt und Wurzel ist das Phloem zuständig, für den Wasser- und Nährsalzleitung das Xylem. Die unterschiedliche Anordnung von Phloem und Xylem im ausdifferenzierten Leitbündel unterscheidet bestimmte systematische Gruppen von Pflanzen (Abb. 1).

(KÜCK & WOLFF, 2009, S. 46 - 48)

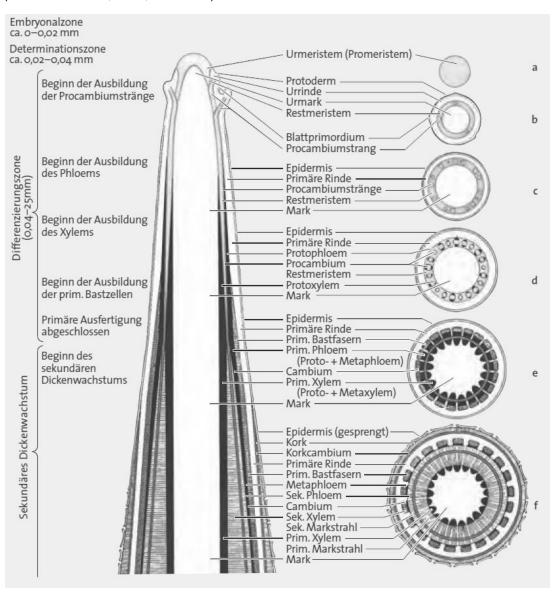


Abbildung 1:Schematischer Längs- und Querschnitt durch eine Dikotyledonen-Sprossachse (HESS 2004, S. 165)

Sekundärer Bau der Sprossachse

Das Kambium bleibt bei der ausdifferenzierten primären Sprossachse auf die Leitbündel beschränkt und wird faszikuläres Kambium genannt, welches für das sekundäre Dickenwachstum verantwortlich ist. Hier findet eine tangentiale Zellteilung statt. Die so gebildeten Tochterzellen werden nach außen hin zum sekundären Phloem, dem Bast und die nach innen abgegebenen Zellen zum sekundären Xylem, dem Holz gebildet (Abb. 2) Das primäre Abschlussgewebe, die Epidermis wird durch das Dickenwachstum zerstört und in Folge durch ein sekundäres Abschlussgewebe, das Periderm ersetzt.

(KÜCK & WOLFF 2009, S. 57 - 61)

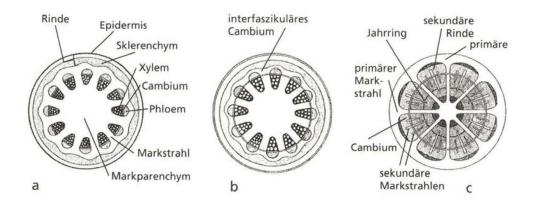


Abbildung 2: primäre Sprossachse im Querschnitt: a) vor und b) nach Einsetzen der Kambiumtätigkeit, c) sekundäres Dickenwachstum bei einem dreijährigen Spross (KULL, 2000, S. 122)

2.1.2 Die Wurzel

Die Wurzeln fungieren als Ankersystem im Boden und dienen der Pflanze zur Wasser- und Nährstoffaufnahme sowie zur Speicherung von Reservestoffen wie Saccharose, Stärke oder Inulin. Durch ihre starke Beanspruchung durch Zugkräfte sind Festigungselemente nicht peripher, so wie bei der Sprossachse, sondern zentral angeordnet. Die Versorgung von Wasser und Nährstoffen wird durch eine Vergrößerung der wasseraufnehmenden Oberfläche, der Bildung von etlichen Wurzelhaaren erleichtert. Um eine unerwünschte Wasserabgabe zu vermeiden ist die Wurzel vom äußeren Abschlussgewebe (Hypodermis, Exodermis) geschützt.

(KÜCK & WOLFF 2009, S. 115)

Primärer Bau der Wurzel

Der Aufbau der Wurzel erfolgt aus den drei hauptsächlichen Gewebesystemen, dem Haupt-, Grund- und Leitgewebe (JURZITZA 1987, S. 121). Der Wurzelscheitel, auch Wurzelspitze genannt, wird durch die Wurzelhaube, der Kalyptra, umhüllt. Bestehend aus einheitlichen Parenchymzellen wird sie vom Apikalmeristem gebildet und schützt durch Verschleimung die meristematischen Zellen beim Vordringen in den Boden. Sie umgibt auch die zentral

gelegene Columella, welche für ein zielgerichtetes Wachstum zum Erdmittelpunkt (Gravitropsimus) verantwortlich ist. Die Wurzelspitze hat ein sich nach einiger Zeit zur Rhizodermis ausdifferenzierendes Protoderm. Die Zellen der Rhizodermis können sehr feine Wurzelhaare ausbilden, welche für eine enorme Oberflächenvergrößerung Wurzel sorgt und somit die Wasser- und Nährstoffaufnahme erleichtert. Die kurze Lebensdauer der Wurzelhaare hat zur Folge, dass nach deren absterben ein Abschlussgewebe, die Exodermis benötigt wird. Diese meist verkorkten Zellen vermeiden eine unerwünschte Wasserabgabe. Im Anschluss folgt die Wurzelrinde welche durch die innere Zellschicht, der Endodermis die Wurzelrinde vom Zentralzylinder trennt. Dieser enthält die Festigungs- und die radiär aufgebauten Leitelemente der Wurzel. Die Leitbündel bestehen aus Xylem- und Phloemstränge. Für die Wasser- und Nährsalzleitung sind die Xylemstränge und für die Stoffleitung die Phloemstränge zuständig.

(KÜCK & WOLF 2009, S. 115-118).

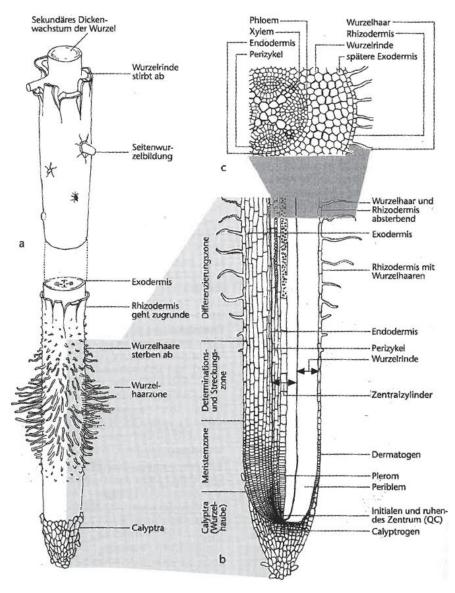


Abbildung 3: Übersicht des anatomischen Aufbaus der Wurzel im Längs- und Querschnitt (KULL 2000, S.150)

Sekundärer Bau der Wurzel

Das sekundäre Dickenwachstum der Wurzel setzt etwa zur selben Zeit wie das der Sprossachse ein. In den parenchymatischen Gewebestreifen, welches Xylem und Phloem trennen, entsteht das Kambium. Durch den Zellteilungsprozess entsteht in Folge ein geschlossener, im Querschnitt sternförmiger Kambiumzylinder entsprechend dem Bau des radialen Leitsystems. Das Wurzelkambium bildet nun wie bei der Sprossachse, nach innen das Holz und nach außen den Bast. Von der Sprossachse, welche parenchymatisches Markgewebe bildet unterscheidet er sich jedoch durch ein im Zentrum liegenden primären Leitsystems. Durch das Dickenwachstum werden in späterer Folge das Rindengewebe und die Endodermis zerstört und als Abschlussgewebe bildet sich ein mehrschichtiges Periderm (NULTSCH 2001, S. 279-280).

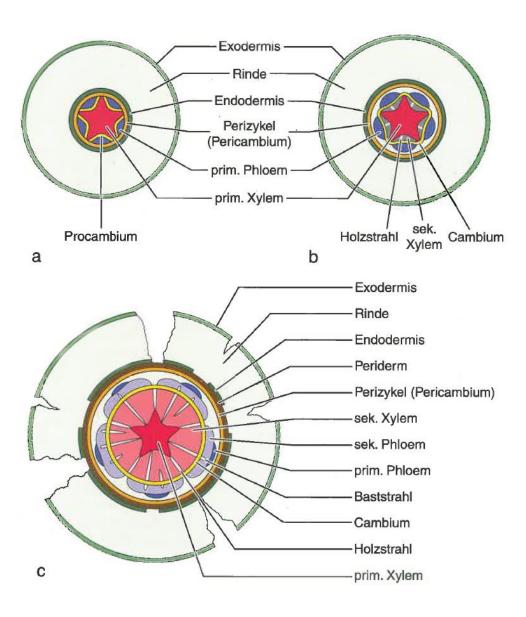


Abbildung 4: Schematische Darstellung des sekundären Dickenwachstums der Wurzel (KÜCK & WOLFF, 2009, S. 130)

2.1.3 Richtungswachstum von Wurzeln, Geotropismus

Unter der Bezeichnung Geotropismus versteht man das Richtungswachstum der Pflanze unter dem Einfluss der Schwerkraft innerhalb ihres Lebensraumes, ob Wasser, Boden oder Luft (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.118).

Zahlreiche Wissenschaftler widmeten sich in den letzten 300 Jahren der Erforschung des Geotropismus bei Pflanzen. Marie Christiansen führte in der Zeit von 1917 bis 1929 in einer Biographie über 2000 Veröffentlichungen an. Grundlegende Erkenntnisse brachte die Feststellung von DUHAMEL DE MONCEAU (1758), dass für das geotrope Wachstum die Wasserdampfbewegung innerhalb und außerhalb der Pflanze von großer Bedeutung ist. Der grundverschiedene Bau von Spross und Wurzel verursacht das unter dem Einfluss der Schwerkraft der Spross vorwiegend aufwärts und die Wurzel vorwiegend abwärts wächst.

(HACCIUS & TROLL, 1961)

"DIE SCHWERKRAFT LENKT DAS RICHTUNGSWACHSTUM MIT HILFE DER WASSERDAMPFBEWEGUNG" (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 119)

Dieser Leitsatz erklärt, warum gleiche Arten unter verschiedenen Klimaverhältnisse unterschiedliche Wuchsformen ausbilden als auch, warum die Wurzel vorwiegend abwärts und der Spross vorwiegend aufwärts wächst. Einerseits bestimmt die Umwelt die Bewegung des Wasserdampfes, am stärksten durch das Angebot an Wärme und Wasser. Andererseits die Pflanze selbst, durch ihren differenzierten Bauplan von Spross und Wurzel (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.119).

Das unterschiedliche geotrope Verhalten von Spross und Wurzel liegt im Bauplan des jeweiligen Organs. Der Spross besitzt eine Cuticula, welche die Wasserabgabe und Wasseraufnahme weitgehend unterbindet und muss daher das Wasser für sein Streckenwachstum aus dem inneren der Pflanze beziehen. Folglich wächst er vorwiegend aufwärts. Die Wurzel besitzt keine Cuticula, nimmt das Wasser vorwiegend von außen auf und wächst in Folge nach unten. Bekommt sie das Wasser für ihr Streckenwachstum ebenfalls aus dem Inneren, so wächst sie aufwärts (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.119). Folgende Leitsätze lassen sich daraus ableiten:

- "Kein aufwärtsgerichtetes, d.h. negativ geotropes Wachstum ohne ausreichende Wasserzufuhr aus dem Inneren der Pflanze" (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.119)
- "Kein abwärts gerichtetes, d. h. positiv geotropes Wachstum der Wurzel ohne überwiegend Wasseraufnahme von außen" (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.119)

Die flurnahen Bodenschichten erwärmen sich über Tags am stärksten und dabei geben sie größere Mengen an Wasser ab. Die Wurzeln stellen sich in Folge aufwärts, wobei sie in der Nacht, vor allem in humiden Gebieten Wasser aufnehmen und wiederum schwach abwärts wachsen. Dadurch verläuft das Wurzelwachstum in diesen Schichten wellenförmig, überwiegend seitwärts bis horizontal (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.120).

In mittleren Bodenschichten nehmen die Erwärmung und die Abtrocknung ab. In Folge der besseren Durchfeuchtung dieser Schichten überwiegt die Wasseraufnahme von außen die Wasserabgabe und die Wurzeln wachsen überwiegend abwärts.

Die geringen, bis fast fehlenden Schwankungen des Wärme- und Wasserangebots in den tiefen Bodenschichten bewirken ein vorwiegend seitliches Wurzelwachstum. Kommt es zu längeren Wärme- und Trockenzeiten, wachsen die Wurzeln über längere Strecken aufwärts (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.120).

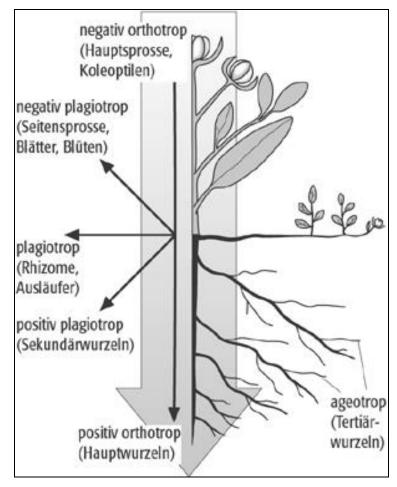


Abbildung 5: unterschiedliche Geotropismen http://www.spektrum.de/lexikon/geographie/ geotropismus/2996, 14.11.2015)

2.2 Der Boden

In diesem Kapitel werden die für diese Arbeit relevanten Grundlagen des Bodens und seine Eigenschaften erläutert.

Böden bestehen aus organischen Substanzen und Mineralien unterschiedlichster Art und sind durch physikalische Eigenschaften gekennzeichnete Naturkörper. Wichtige Merkmale zur Beschreibung des Bodens sind Körnung, Farbe und Steingehalt als auch die Art und Weise der räumlichen Anordnung (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

Die Anordnung und Verteilung der Bodenpartikel beschreiben das Bodengefüge oder die Bodenstruktur. Daraus lässt sich die Menge und Form der Hohlräume für Bodenluft, Bodenwasser und Bodenleben ableiten. Das Bodengefüge unterscheidet man in Makro- (im Gelände erkennbar) und Mikrogefüge (nur unter Mikroskop erkennbar). Eine quantitative Beurteilung der Eignung des Bodens als Pflanzenstandort wird aufgrund dieser Werte möglich. Die Korngrößenverteilung als auch die Größe des Porenvolumens ist ein wichtiger Bestandteil des Bodengefüges.

(SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010)

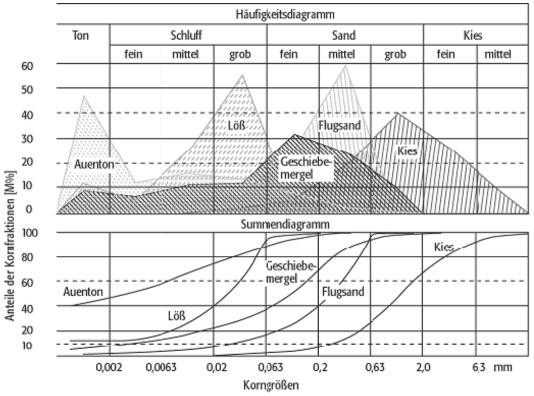
2.2.1 Korngrößenverteilung

Das bodenbildende Material liegt in körnigen, aus anorganische als auch organische bestehenden Einzelteilchen vor. Körner und Bruchstücke entstehen aufgrund sich verändernder Spannungsbedingungen im Gestein, die in Folge von Entlastungsbrüchen entstehen. Ausgelöst werden diese durch geologische Vorgänge, Bewegungen von Wasser und Eis und durch unterschiedliche Umwelteinflüsse. Dieser Vorgang wiederholt sich und in Folge dessen entstehen unterschiedliche Korngrößenverteilungen und Mischungen (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

Die Skala der unterschiedlichen Korngrößen ist breit gestreut und wird in die Fraktionen Ton, Schluff, Sand und Kies unterteilt (Abb. 6). Zudem treten je nach Transportart unterschiedliche Kornformen auf. Werden die Teilchen rollend oder rutschend verfrachtet, kommt es zu starken Abrundungen, während Teilchen, die schwebend transportiert werden, nicht so starke Abrundungen aufweisen. Bei der Korngrößenbestimmung ist es aufgrund der unregelmäßigen und unter sich verschieden geformten Teilchen schwierig die Größe zu erfassen. Deshalb wird gewöhnlich ein Ersatzwert stattdessen angegeben. Dieser Wert hat die Größe eines regelmäßig geformten Teilchens (einer Kugel), das sich gleich verhält wie das zu untersuchende Teilchen. Das Verhalten dieses Teilchens während der Sedimentation kann mit jener Kugel als äquivalent angesehen werden und man spricht daher vom Äquivalentdurchmesser. Der Äquivalentdurchmesser entspricht im Falle der Siebung dem Maschenabstand der Siebe.

(HARTGE & HORN, 1999)

Die Korngrößenanalyse birgt zusätzlich noch ein zweites Problem. Durch die Aggregierung der Körner erscheinen die Böden grobkörniger als sie in Wirklichkeit sind. Vor der eigentlichen Korngrößenanalyse behilft man sich mit einem ersten Schritt des Dispergierens um zwischen Einzelkornstruktur und Aggregaturstruktur zu entscheiden. Bei der Siebung werden in Folge die Anteile der Kies- und Sandfraktionen bestimmt werden. Mithilfe der Sedimentationsmethode werden die Anteile der Schluff- und Tonfraktionen bestimmt. Dabei korreliert die Sinkgeschwindigkeit von Körnern in einer Flüssigkeit mit ihrer Größe. Dadurch erfolgt die Ablagerung nach den Korngrößen zeitlich unterschiedlich. Die Anteile der Korngrößenfraktion werden an der Gesamtprobe bestimmt und können in einer Summenkurve (Abb. 6) dargestellt werden.



(HARTGE & HORN, 1999).

Abbildung 6: Korngrößenverteilung und Kornsummenkurven verschiedener Böden (http://www.geodz.com/deu/d/Korngr%C3%B6ssenverteilungGeodz, 14.11.2015)

2.2.2 Porengrößenverteilung

"Wenn man die feste Phase des Bodens als eine Matrix, also eine mehr oder weniger stark raumerfüllende Masse ansieht, dann ist das Porensystem die Hohlform dieser Matrix." (HARTGE & HORN, 1999, S.37)

Poren entstehen bei Ablagerung eines Sedimentes oder durch den Zerfall des Gesteinverbandes und erstrecken den Boden als größtenteils verbundenes Hohlraumsystem. Hier findet der Wasser-, Luft- und Nährstoffaustausch statt, welcher für den Boden und für die Pflanzen ausschlaggebend ist. Mehr als 10 µm Durchmesser haben

die Grobporen, welche mit Luft gefüllt sind. Sie können von Grob- und Feinwurzeln erschlossen werden. In Mittelporen, sie haben einen Durchmesser von 2 bis 10 μ m, können Pilzmyzele und Bakterien leben. Wurzelhaare schaffen es in größere Mittelporen ab 8 μ m hineinzuwachsen. Die Feinporen, welche einen Durchmesser von < 0,2 μ m haben sind für Mikroorganismen nicht zugänglich (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

Der Porenraum wird entweder in Bezug auf den Gesamtvolumenanteil oder auf den Volumenanteil der Festsubstanz im Boden angegeben. Als Porenvolumen oder Porosität wird das Verhältnis des Porenraums im Boden zum Gesamtvolumen bezeichnet. Gemessen wird die Porosität mit Hilfe eines Luftdruckpyknometer (HARTGE & HORN, 2009).

2.2.3 Bodenverdichtung

In Folge einer räumlichen Komprimierung des Bodenvolumens durch eine erhöhte Lagerungsdichte verdichtet sich der Boden. Das relative Volumen der festen Phase nimmt zu, während der Porenanteil sinkt (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

Durch die verdichtungsbedingte Verkleinerung des Porenvolumens kommt es dazu, dass Wasser- und Gasgehalt sich im Boden deutlich vermindern. Weiteres wird der Eindringwiderstand für Wurzeln erhöht und das Wurzelwachstum gehemmt (POLOMSKI und KHUN 1998, S.41). Zu verstärkten Bodenabtrag kann es aufgrund von zu hoher Lagerungsdichte im geneigten Gelände kommen (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

2.2.4 Wasser und Boden

Jeder Boden enthält unter natürlichen Bedingungen Wasser. Dieses Bodenwasser kann durch Trocknen bei 105°C entfernt werden und wird als "ofentrocken" bezeichnet. Als Wassergehalt (Masse-% oder Vol-%) wird der prozentualer Anteil am Boden der Wasseranteil definiert, der durch den Trockenvorgang entfernt werden kann. Die nach der Trocknung noch enthaltenen Wasseranteile bezeichnet man nicht als Bodenwasser, sondern sie gehören zum Konstitutions- bzw. Kristallwasser der festen Bodenpartikel (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

Ein Boden, bei dem der gesamte Porenraum mit Wasser gefüllt ist, wird als "wassergesättigt" bezeichnet. Kommt es durch Niederschläge zu einem Überschuss an Wasser, so fließt es als Oberflächenwasser ab. Das in tiefere Bodenschichten verlagerte Wasser wird Sickerwasser genannt. Wasser, welches gegen die Schwerkraft festgehalten wird und somit im Boden verbleibt, bezeichnet man als Haftwasser oder Bodenfeuchte. Dieses im Boden gebundene Wasser wird je nach Art der wirkenden Kräfte auf die Wassermoleküle in Adsorption- bzw. Kapillarwasser eingeteilt. Wasser, welches nicht an die Bodenmatrix gebunden ist, wird als Grund- und Stauwasser betrachtet. Diese entstehen über dichten Bodenschichten (z.B. über Tonen) mit geringer Wasserleitfähigkeit.

Grundwasser ist über das ganze Jahr vorhanden, während Stauwasser nur periodisch vorkommt.

(SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010)

2.2.5 Wasserhaushalt im Boden

Wechselnde Witterungsbedingungen während des Jahresverlaufes und die daraus resultierenden Schwankungen der Stoffwechselintensität der Pflanzen, führen gewöhnlich zu einem charakteristischen Verlauf von Wasserzufuhr und Wasserverlusten im Boden. Dieser Verlauf ist weiteres von den Bodeneigenschaften als auch von der hydrologischen Situation abhängig und wird häufig unter dem Begriff Wasserhaushalt zusammengefasst. Für die Beurteilung des Bodenwasserhaushaltes sind die Wasserleitfähigkeit der Böden bei verschiedenen Sättigungszuständen und dadurch die Eigenschaften des Porensystems von Bedeutung. Die Wasserleitfähigkeitskurve [$k=f(\psi)$ oder $k=f(\theta)$] und Matrixpotenzialkurve [$(\psi=f(\theta))$] dienen daher als wichtige Hilfsmittel (SCHEFFER & SCHACHTSCHABEL, 2010).

In Form einer Wasserhaushaltsgleichung können diese Vorgänge dargestellt werden. Das gesamte oberirdische Wasser wird als Niederschlag (N) zusammengefasst und den wasserabführenden Gliedern Evaporation (E), Evatranspiration (ET), Versickerung (V) und Oberflächenabfluss (O) gegenübergestellt (HARTGE & HORN, 1999).

Evapotranspiration
Transpiration
Evaporation
Niederschläge
Abflußwasser
Hauptwurzelzone
Sickerwasser
Grundwasser

Wasserhaushaltsgleichung: N= E (bzw. ET) + V + O + ΔW

Abbildung 7: Wasserhaushalt eines Standortes (http://www.passnano.com/6.html, 16.11.2014)

Wesentliche Kennwerte, um Aussagen über den Wasserhaushalt eines Bodens zu machen, sind die Feldkapazität und der permanente Welkepunkt. Die Feldkapazität (Abb. 8) zeigt die Wassermenge auf, die der Boden gegen den Einfluss der Schwerkraft festhalten kann. Angegeben wird sie als Prozentzahl und bezieht sich auf die Masse, das Volumen oder auf eine bestimmte Bodenhöhe in cm bzw. mm Wasser (HARTGE & HORN, 1999).

Der permanente Welkepunkt (Abb. 8) bestimmt den Zustand, an dem die Pflanze das im Boden verbleibende Wasser nicht mehr aufnehmen kann und irreversible welkt. Man kann

die Wassermenge in Prozent, bezogen auf die Masse oder das Volumen des Bodens oder auch als Wassersäule, bezogen auf die Tiefe angeben. Dieser Punkt ist stark abhängig vom vorhandenen Anteil an Tonfraktionen im Boden (HARTGE & HORN, 1999).

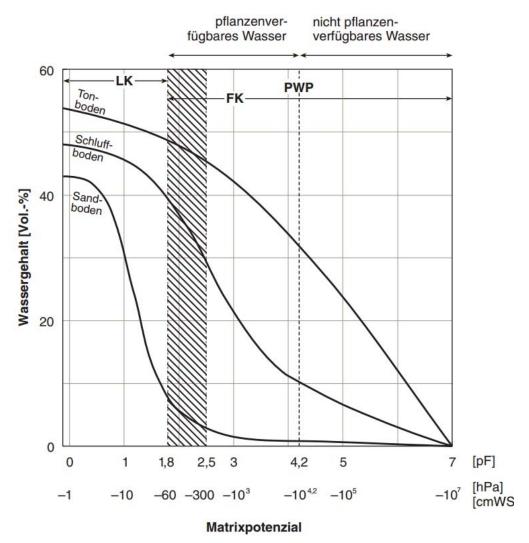


Abbildung 8: Allgemeiner Verlauf von Wasserspannungskurven bei Sandböden, tonigen Schluffböden (Lössboden) und Tonböden (A-Horizonte). FK = Feldkapazität, PWP = permanenter Welkepunkt, LK = Luftkapazität (https://www.grower.ch/forum/threads/info-boden-und-wasser.12765, 16.11.2015)

Die Wasserspannungskurve gestattet Rückschlüsse auf den Wasserhaushalt und auf die Menge an pflanzenverfügbarem Wasser, die ein Boden maximal aufnehmen kann und ist daher ein wichtiges Charakteristikum des Bodens. Für unterschiedliche Bodentypen gibt es, wie in Abbildung 7 zu sehen ist, jeweils andere Verläufe der pF-Kurve. Grund dafür ist die verschiedenartige Porengrößenverteilung. Die Wasserspannungskurve lässt sich mittels zwei gängigen Methoden, der Unterdruck- und der Überdruckmethode bestimmen. Im Prinzip wird versucht die Wassermenisken in einer Bodenprobe als auch die mit ihnen im Gleichgewicht stehenden Wasserfilme herauszupressen. Einerseits kann dies mittels Luftdruck, andererseits mittels einer Wassersäule erreicht werden. In Folge misst man entweder das herausgepresste Wasser oder den Restwassergehalt.

(HARTGE & HORN, 1999)

2.2.6 Boden als Pflanzenstandort

Der Boden muss der Pflanze die Voraussetzungen der Wasser- und Sauerstoffverfügbarkeit, als auch die Möglichkeit zur Verankerung im Boden bieten. Er hat die Funktion eines Transportweges für Wasser und Luft als auch die eines Vorratsbehälters für Pflanzennährstoffe. Der Ertrag und das Wachstum der Pflanze sind daher sehr stark von den Bodeneigenschaften abhängig.

Das Wasserpotenzial der Pflanze muss für die Wasseraufnahme niedriger sein als das des Bodens. Es entspricht der Differenz zwischen osmotischen Potential und dem Druckpotential. Im Falle, dass beide gleich groß sind, kann die Pflanze kein Wasser aufnehmen und das Wasserpotential ist gleich null. Um weiter Wasser aufnehmen zu können, wird das osmotische Potential der Pflanze erhöht und somit sinkt das Wasserpotential der Pflanze (HARTGE & HORN, 1991).

Je grobporiger der Boden, umso einfacher können Pflanzen Wasser aufnehmen und desto besser ist die Durchlüftung des Bodens. Auf der anderen Seite bedeutet Grobporigkeit auch Heterogenität. Dies kann sich durch negativ auf die Bodenstabilität und auf das pflanzenverfügbare Bodenwasser auswirken.

Weitere Faktoren wie Temperatur, Luft, und Wasserverfügbarkeit im Boden spielen für die Durchwurzelbarkeit eine wichtige Rolle und werden in Kapitel 5.2.1 näher erläutert.

2.2.7 Wurzel und Boden

Die Pflanzendecke und der Boden üben einen untrennbaren Einfluss aufeinander aus. Im Wesentlichen beschränkt sich der spezifische Einfluss des Bodens auf die chemischphysikalischen Eigenschaften des Ausgangsmaterials der Bodenbildung. Die klimatischen Einflüsse bestimmen die Art und Weise, in welcher diese Eigenschaften wirksam werden. Beide Einflüsse bestimmen die Richtung, in welche sich die Lebensgemeinschaften entwickeln (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.31).

Die Mineralzusammensetzung hat großen Einfluss auf die Textur und Struktur des Bodens. Granite und Gneise bewirken ein grobkörniges Bodengefüge mit hohem Luftgehalt, allerdings mit geringer nährstoff- und wasserspeichernder Kraft, umgekehrte Eigenschaften haben Phyllite und Tonschiefer. In humosen Schichten fördert ausreichend Kalkgehalt die Krümelbildung und somit die Stabilität des Bodengefüges. In Feinsedimentböden verursacht ein hoher Alkaligehalt Verdichtung und Luftarmut. Die klimatischen Eigenschaften bestimmen, die auf die Vegetation und damit auf die Bewurzelung wirkenden spezifischen Bodeneigenschaften (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.31-33).

Der Einfluss der Wurzeln auf die Struktur des Bodens (Bodengefüge) bewirkt eine Verbesserung der Bodendurchlüftung und Wasserführung als auch eine weitere Vertiefung des durchwurzelten Bodenraumes (RAMANN 1898, KNAPP 1967). Vor allem können

verdichtete Bodenschichten durch dickere Wurzeln aufgelockert werden. Bei starker Windeinwirkung kann auch eine mechanische Bodenlockerung durch die stark auf Zug beanspruchten Wurzeln erfolgen (KÖSTLER *et al.*, 1968). Die Wurzeln verankern und stützen die Pflanzen. Dicke, starre Wurzeln haben eine gute Dübelfunktion, elastische und reißfeste Wurzeln wirken hingegen wie ein Anker. Für eine homogene Durchwurzelung des Bodens ist darauf zu achten, dass die Zusammensetzung von Pflanzengesellschaften unterschiedliche Wurzeleigenschaften aufweisen (FLORINETH, 2012). Gräser und Kräuter können den Boden von 0,75 – 1,5 m festigen. Bei Gehölzen reicht die bodenstabilisierende Wirkung je nach Art in bis zu 3 m Tiefe.

Als wesentliche bodenbildende Faktoren schaffen die Lebensgemeinschaften aus Pflanzen und Tieren die Voraussetzungen, welche für die Bewurzelung ausschlaggebend ist. Dabei spielt die Humusanreicherung eine wichtige Rolle und die damit verbundene biologische Tätigkeit des Bodens. Weiteres spielt auch die Symbiose von Wurzeln mit Pilzen eine wichtige ökologische Rolle. Insofern der Abbau des Bestandsabfalls nicht durch das Bodenleben erfolgt, ermöglicht diesen die Symbiose mit Pilzen. Sie fördern die Rohhumusbildung und die Entbasung des Bodens, was zur Folge hat, dass sich der humusreiche Oberboden vom mineralstoffreichen Unterboden absondert (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.33 -130).

Die Wurzel- und Sprossentwicklung werden unmittelbar von den Bodeneigenschaften beeinflusst (POLOMSKI & KHUN, 1998). Es besteht eine Abhängigkeit zwischen den Bodeneigenschaften und dem Spross- bzw. Wurzelwachstum, welche von CANELL (1985), und KLEPPER (1991) bestätigt wurde.

2.3 Die biologisch-technischen Eigenschaften von Pflanzen

Für die Ingenieurbiologie sind die biologisch-technischen Eigenschaften von Pflanzen von sehr großer Bedeutung. Die Materialeigenschaften der Pflanzen und ihre Kenngrößen sind grundlegende Informationen, von welchen man Rückschlüsse über die Eignung der Pflanzen im ingenieurbiologischen Einsatz ableiten und diese zum Vorteil nutzen kann.

Unter den biologischen Eigenschaften und Fähigkeiten von Pflanzen versteht man

- · die Anpassungsfähigkeit,
- die Regenerationsfähigkeit,
- die Fähigkeit zur vegetativen Vermehrung,
- · die Fähigkeit zur Sprosswurzelbildung,
- die Fähigkeit zur Überstaubarkeit und
- die Fähigkeit der Rohbodenbesiedelung.

Technische Eigenschaften von Pflanzen sind

- Erosionsschutz,
- Erhöhung der Scherfestigkeit durch Bodendurchwurzelung,
- die Bodenentwässerung und Standsicherheit.

2.3.1 Die Anpassungsfähigkeit

Pflanzen haben die Fähigkeit sich an die vorhandenen Umwelt- und Witterungsbedingungen anzupassen.

Zum Bespiel reagieren einige Arten bei Schnee- und Winddruck mit verstärktem Wurzelwachstum in die entgegengesetzte Richtung. Aufgrund das Wurzeln in Richtung Luft, Wasser und Nährstoffe wachsen, werden stark gedüngte und feuchte Böden oft weniger tief durchwurzelt als nährstoffarme, lockere Pionierstandorte. Aufgrund ihrer Wurzeln, welche bis in wasserdurchströmte Bodenhorizonte bzw. direkt ins Wasser reichen, sind die Schwarzerle (*Alnus glutinosa*) und die Silberweide (*Salix alba*) für die Bepflanzung an wassernahen Standorten besonders geeignet (FLORINETH 2012, S. 27).

2.3.2 Die Regenerationsfähigkeit

Diese Fähigkeiten besitzen Gehölze, vor allem Laubhölzer. Sie sind in der Lage nach einem Schadensereignis (Schneedruck, Hochwasser), bei dem sie geknickt oder gebrochen sind, wieder auszutreiben. Sie können größtenteils auch durch einen Schnitt an der Basis ("auf

den Stock setzen") verjüngt werden, wodurch einerseits frische Sprossen entstehen und das Wurzelwachstum angeregt wird (FLORINETH 2012, S.27).

2.3.3 Fähigkeit zur vegetativen Vermehrung

Neben der generativen Vermehrung (geschlechtliche Fortpflanzung) besitzen zahlreiche Pflanzen die Fähigkeit der vegetativen Vermehrung. Pflanzenteile wie Äste, dünne Zweige, Wurzelstücke und Brutknospen können, nachdem sie in die Erde eingelegt werden, zu neuen Pflanzen heranwachsen. (FLORINETH 2012, S.30). In der Ingenieurbiologie macht man sich diese Fähigkeit von Pflanzen vor allem bei Ufer- und Böschungssicherungen zu Nutze, indem dort zum Beispiel Steckhölzer eingesetzt werden, welche den Boden durch die Ausbildung von Wurzeln festigen und stützen.

Dies geschieht mittels der Bildung von proventiver oder adventiver Spross- oder Wurzelanlagen:

- Proventive Spross- oder Wurzelanlagen sind bereits am jungen Stamm vorhanden und bilden sich aus schlafenden, mit dem Mark verbundenen Knospen.
 Während der Entwicklung der Pflanze verbleiben sie im Ruhezustand.
- Adventive Spross- oder Wurzelanlagen bilden sich durch einen bestimmten Reiz aus dem Kambium oder dem Wundkallus. Sie sind seltener und unregelmäßiger am Steckholz oder Steckling verteilt und sind nicht mit dem Mark verbunden (FINK, 1980).

In der Ingenieurbiologie wendet man unterschiedliche Vermehrungsmethoden an, um kostengünstig geeignetes Pflanzenmaterial zu beschaffen. Man verwendet meistens Sprossoder Wurzelteile, die durch unterschiedliche Methoden zu einer Pflanze gezogen werden (FLORINETH, 2012, S.30-34)

- durch Steckhölzer
- durch Stecklinge
- durch Wurzelstecklinge
- durch Rhizomstecklinge
- durch Brutknospen
- durch Ableger und Absenker,
- durch Abrisse (Anhäufeln) oder
- durch Teilung

Da in der vorliegenden Masterarbeit ausschließlich mit Steckhölzern gearbeitet wurde, wird im Anschluss nur auf die Steckholzvermehrung eingegangen.

Als **Steckholz** bezeichnet man einen 3 - 8 cm dicken und 40 - 100 cm langen, unbelaubten und bereits verholzten Ast oder Stammabschnitt. Ab einer Länge von 100 cm spricht man von einer Setzstange (FLORINETH, 2012, S.30). Das Steckholz bildet durch das Einschlagen in den Boden Sprossen und Wurzeln aus und wächst schließlich als eigenständige Pflanze. Beim Einschlagen selbst, muss darauf geachtet werden, dass das basale Ende in die Erde gesteckt wird. Steckhölzer, die schräg in die Erde gesteckt werden, zeigen aufgrund der gleichmäßigen Verteilung der Wurzeln am Stammabschnitt das beste Anwuchsverhalten. Senkrecht gesetzte Steckhölzer weisen im Gegensatz eine vermehrte Bewurzelung an der Basis auf (FIORINETH, 2012).



Abbildung 9: Steckhölzer werden normal zur Böschung bzw. leicht schräg in den Boden gesetzt (SCHIECHTL, 1973)

Den Vermehrungserfolg bestimmen in erster Linie die genetischen und physiologischen Eigenschaften der **Mutterpflanze**. Pflanzenteile junger Mutterpflanzen bewurzeln besser und leichter, als die von älteren. Die zur Vermehrung dienenden Mutterpflanzen können durch jährlichen Rückschnitt in einer ewigen Jugendphase gehalten werden.

(KRÜSSMAN, 1997, S.402-405)

Der optimale **Schnittzeitpunkt** bei den Weiden ist während der Vegetationsruhe. Eine Ausnahme bildet nur die Sal-Weide (*Salix caprea*). Sie sollte gleich nach der Blüte geschnitten werden (FLORINETH, 2012, S.30).

Zur Steckholzvermehrung eignen sich laut FLORINETH (2012, S.30) alle Weidenarten (*Salix species*), die Schwarzpappel (Populus nigra), der Liguster (Ligustrum vulgare), der Goldregen (Laburnum anagyroides und alpinum) und die deutsche Tamariske (Myricaria germanica).

Grundsätzlich stellt die Steckholztechnik eine einfache, rasche und kostengünstige Pionierbegrünung mit Entwässerungswirkung. Allerdings wird die Böschungsstabilität und Böschungssicherung erst mit zunehmendem Wurzelwachstum gewährleistet (ZEH, 2010).

2.3.4 Fähigkeit zur Sprosswurzelbildung

Diese Eigenschaft erlaubt es der Pflanze zusätzlich zum vorhandenen Wurzelsystem, am überschütteten Stammabschnitt, Sprosswurzeln zu bilden. Die Fähigkeit der Gehölze, proventive oder adventive Wurzelanlagen zu bilden ist für die oft verwendete Einlage bei unterschiedlichen ingenieurbiologischen Baumaßnahmen von großer Bedeutung (FLORINETH, 2012, S. 35-37).

2.3.5 Fähigkeit zur Überstaubarkeit

Die Vegetation an Standorten mit großen Wasserspiegelschwankungen, wie Uferbereiche, Auen, Stauseen und Wasserrückhaltebecken muss in der Lage sein diese Schwankungen zu ertragen (FLORINETH, 2012, S37).

Nur wenige Gehölze, dazu zählen einige Weidenarten (*Salix alba*, *Salix fragilis*, *Salix rubens*, *Salix pentandra*, *Salix cinerea*), die Schwarzerle (*Alnus glutinosa*), die Silberpappel (*Populus alba*) und die Quirlesche (Fraxinus angustifolia), können längere Überstauungen länger aushalten (GERSTGRASER, 1998, S.43). Mithilfe von unterschiedlichen Strategien wird das Überleben an solchen Standorten gesichert. Weiden und Pappeln bilden bei längerer Überstauung Adventivwurzeln. Sie besitzen die Fähigkeit mit Hilfe von Wasserwurzeln ihre Sauerstoffversorgung aufrecht zu erhalten. Röhrichte hingegen haben eine schnelle Rhizomentwicklung, bilden an den Knoten der niederliegenden Sprossen Wurzeln oder haben ein etagenförmiges Wurzelsystem (FLORINETH, 2012, S.37-38).

2.3.6 Fähigkeit zur Rohbodenbesiedelung

Rohböden findet man häufig angrenzend an Fließgewässern, da die Flächen dort einer ständigen Dynamik ausgeliefert sind. An solche Rohböden können sich nur Pflanzen, vorwiegend Pionierarten, ansiedeln, die in der Lage sind, diese schnell und effektiv zu besiedeln. Diese Erstbesiedler, sind widerstandsfähige, genügsame Arten, welche eine breite ökologische Amplitude aufweisen und die den folgenden Sukzessionsstadien ein Ansiedeln an den vegetationslosen Flächen ermöglichen (SCHIECHTL & BEGEMANN, 2002, S.17-19).

2.3.7 Erosionsschutz

Da Pflanzen die offenen Bodenoberflächen bedecken, schützen sie den Boden durch Verringerung der Prallwirkung des Niederschlages vor Erosion, da sie das Wasser mittels der Blätter abfangen. So kann es langsam in den Boden eindringen oder langsam abfließen und der Bodenabtrag wird dadurch deutlich verringert bzw. ganz verhindert. Die Vegetation an Fließgewässern beeinflusst die Strömung und die Fließgeschwindigkeit und somit auch den Bodenabtrag (RAUCH, 1998, S. 40). Ist die durchströmte Vegetation sehr dicht und starr, wird die Fließgeschwindigkeit stark vermindert. Elastische Gehölze hingegen, legen sich bei Überströmung an den Boden und schützen mit ihren Blättern den Boden bzw. das Ufer vor Erosion (FLORINETH, 2012, S.15 - 17).

Wurzeln tragen, so wie der Spross einen wichtigen Teil zum Erosionsschutz bei. Vor allem erosionsgefährdete Bereiche von Fließgewässern können durch ein dicht ausgebildetes Wurzelsystem gesichert werden. Die erodierende Wirkung des Wassers auf das Ufer kann auch durch die stabilisierende und schützende Wirkung des Wurzelsystems verringert werden. Diese bilden zugleich Lebensräume für Tiere und Pflanzen und erhöhen die Biodiversität und Habitatfunktion im Uferbereich.

2.3.8 Erhöhung der Scherfestigkeit durch Bodendurchwurzelung

Pflanzen verankern und stützen durch ihre Wurzeln sich selbst und den Boden. Die Scherfestigkeit ist eine Bemessungsgrundlage für die stabilisierende Wirkung von Pflanzen und gibt den maximalen Widerstand gegen das Abscheren eines Bodens in kN/m² an (TOBIAS, 1991).

Nach FLORINETH (2012) wird die Scherfestigkeit durch folgende Wirkungen der Vegetation erhöht:

- Erhöhung der Kohäsion durch Wasserentzug
- Erhöhung der Kohäsion durch Aggregatbildung (Wurzelauscheidungen bzw. Aktivität von Bodenorganismen)
- Verringerung des Porenwasserdruckes
- Mechanische Stabilisierung durch die armierende Wirkung von Pflanzenwurzeln
 - Die Wirksamkeit dieser Faktoren ist rechnersich in der Formel von SELBY (1993) dargestellt.

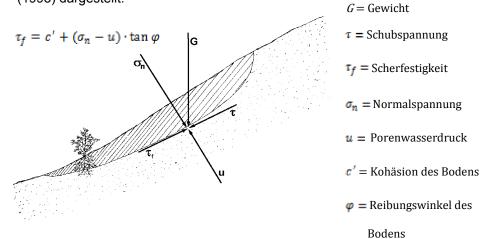


Abbildung 10: Scherfestigkeit als Sicherheit gegen Abrutschen (SELBY, 1993)

Die Scherfestigkeit hängt allerdings stark vom Wassergehalt ab. So kann der Wasserentzug infolge von Evapotranspiration die Scherfestigkeit stärker erhöhen als die Armierung durch Pflanzenwurzeln. Die bodenfestigenden Eigenschaften sind daher von der Wurzelform, der Durchwurzelungsdichte, der Wurzelmasse, der Zug- und Reißfestigkeit der Wurzeln als auch der Aktivität von Bodenflora und -fauna abhängig (FLORINETH, 2012).

2.3.9 Bodenentwässerung und Standsicherheit

Je nach Artenzusammensetzung und Standortbedingungen verdunsten Pflanzenbestände viel Wasser und entwässern damit den Boden. Eine Abnahme der Bodenfeuchtigkeit bewirkt

- eine zunehmende Kohäsion der Bodenpartikel,
- geringeren Porenwasserdruck,
- · höheren inneren Reibungswiderstand und
- eine abnehmende Schubkraft infolge Gewichtsverminderung.

Dadurch wird die Scherfestigkeit und Standsicherheit von Hängen erhöht (FLORINETH, 2012, S.25). Den Nachweis brachten Rolf KATZENBACH und Anke WERNER von der TU Darmstadt, die rechnerisch am Beispiel eines 100 Jahre alten, bepflanzten Bahndammes aufzeigten, dass die Kohäsion durch die Abnahme der Bodenfeuchtigkeit aufgrund der hohen Verdunstungsleistung zunimmt (FLORINETH, 2012, S.26).

Der strukturierte Boden mit der Streuauflage, dem Humus- und Verwitterungshorizont wird von den Pflanzen erzeugt. Bodenaggregate werden durch Wurzelausscheidungen und Mykorrhizapilze gebildet bzw. werden deren Stabilität durch sie erhöht, was die Kohäsion steigert (GRAF & GERBER, 1997; FREI et al., 2002).

Weiteres stabilisieren Mikroorganismen, durch den Abbau abgestorbener Pflanzenteile, welche ihnen als Nährstoffe dienen und durch Verkittung alter Wurzelröhren den Boden. Mithilfe anderer, höherer Bodenlebewesen, wie z.B. Regenwürmer, welche auch von der Pflanzendecke abhängig sind, wird durch ihre Tätigkeit eine höhere Wasseraufnahmefähigkeit ermöglicht und somit vermindern sie Stauzonen und Gleitlinien (FLORINETH, 2012, S.26).

Der Einsatz von Pflanzen zur Verhinderung von Erosion oder der Ergänzung von technischen Bauweisen ist nur möglich, sofern die biologisch-technischen Fähigkeiten der Pflanzen ausreichen. Dauerhafte Vegetationsbestände, welche bautechnische Aufgaben erfüllen, haben neben Erosionsschutz und Ausgleich des Wasserhausalts auch Auswirkungen auf das Kleinklima, die Biotopsstruktur und das Landschaftsbild (E.F.I.B, 2015). Dies soll bei der Lösungsfindung von ingenieurbiologischen Maßnahmen immer berücksichtigt werden.

3 Wurzelarchitektur und Wurzelformen

Das Wachstum von Spross und Wurzel sind eng miteinander verbunden. Ihre jeweilige Funktionalität verbindet sie zu einem ganzheitlichem System (GREGORY 2006, S. 5 - 7). Besonderen Einfluss auf die Entwicklung, das Wachstum und die Produktivität einer Pflanze hat die Wurzelarchitektur (DE SMET *et al.*, 2012).

3.1 Wurzelarchitektur

Mit der Bezeichnung "Wurzelarchitektur" versucht man in verschiedenen Zusammenhängen die Gestalt eines Wurzelsystems zu beschreiben. Prinzipiell fasst man unter diesen Begriff die räumliche, dreidimensionale Ausbreitung im Boden und die damit quantitativen messbaren dazugehörigen Parameter (z. B. Länge oder Volumen des Wurzelsystems, Wurzeldichte, u.v.m.) zusammen. Daher ist eine genaue Beschreibung des Wurzelsystems sehr komplex. Meist werden feine Strukturdetails, wie z. B. Wurzelhaare nicht als Teil der Wurzelarchitektur mit berücksichtigt. Folgende Begriffe werden mit der Bezeichnung Wurzelarchitektur in Verbindung gebracht (LYNCH, 1995):

- Wurzelmorphologie
- Wurzeltopologie
- Wurzelverteilung

Der anlagebedingte Bauplan und dessen Abwandlungen durch Umwelteinflüsse, bestimmen primär die Wurzelmorphologie. Dieser Bauplan ist das Ergebnis von genetischen Anpassungen an bestimmte Umweltbedingungen und somit sind Abwandlungen durch Umwelteinflüsse nur innerhalb dieses genetischen Bauplans möglich (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 17).

Die Morphologie bezieht sich nach Darstellungen von KUTSCHERA (1960) auf die Art der Bewurzelung, der Ausbildung der Polwurzel, der Wurzelverzweigung, auf die Art der räumlichen Verteilung und zum Teil auf das Wurzel-Spross-Verhältnis im Boden. Die Wurzeltopologie beschreibt die Verzweigungsstruktur der Wurzeln untereinander, das heißt, wie einzelne Wurzelachsen untereinander verzweigt sind. Die Topologie der Wurzel ist stabil und kann auch nach der Ernte überprüft werden (LYNCH, 1995). Form und Struktur sind wichtige Merkmale der Wurzelarchitektur. Man unterscheidet die Verzweigungstypen (Abb.11) je nach Ort der Verzweigung und je nach Wachstumsintensität der Seitenwurzel im Verhältnis zur Hauptwurzel. Die Verzweigungsintensität (Anzahl der Verzweigungen pro Längeneinheit) kann als Maß des Verzweigungsvorganges gelten. Dieser reagiert sehr empfindlich und oft irreversibel auf Umwelteinflüsse und chemische Zusammensetzung des Bodens wie zum Beispiel: Bodentemperatur, Schwermetalle, Sauerstoffmangel oder mechanische Widerstände (POLOMSKI & KUHN, 1998 S.39).

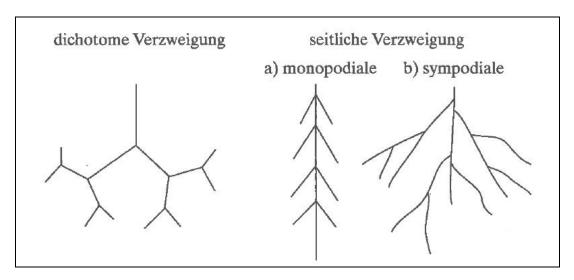


Abbildung 11: Die dichotome Verzweigung findet an der Wurzelspitze statt; die seitliche Verzweigung beginnt erst in einiger Entfernung von der Wurzelhaube.

a) Monopodiale: die Seitenwurzeln haben ein geringeres Wachstum als die Mutterwurzel
 b) Sympodiale: die Seitenwurzeln und die Hauptwurzel werden gleich stark gefördert
 (POLOMSKI & KUHN 1998, S.39)

Unter Wurzelverteilung versteht man den Positionsverlauf der Wurzelnetzwerkkomponenten innerhalb eines vorgegebenen Raumes. Typischerweise wird die Wurzelbiomasse oder die Wurzellänge in Abhängigkeit von unterschiedlichen Faktoren wie Bodentiefe, Abstand zum Stamm oder ihrer Position zu benachbarten Pflanzen ermittelt. Untersuchungen von Wurzelverteilungen in landwirtschaftlichen und natürlichen Pflanzenbeständen beinhalten meistens Wurzeln mehrerer Pflanzen oder Spezies.

(LYNCH, 1995)

3.1.1 Untersuchung der Wurzelarchitektur

Bis Mitte des 19. Jahunderts bezeichnete man das Wurzelsystem von Pflanzen als die versteckte Hälfte (engl. "the hidden half") (WAISEL et al., 2002). Die Wurzelsysteme wurden bis dahin auf traditionelle Weise, mithilfe destruktiver, also zerstörender Verfahren erforscht. Durch das Auswaschen der Wurzeln werden diese oft zerstört bzw. gehen sehr feine Strukturen dabei verloren, was nicht selten zu einer Verfälschung von Messergebnissen führt (PERRET et al., 2013). Erste nicht-destruktive Anwendungen wurden von BATES (1937) mithilfe einer aus Glas bestehenden Beobachtungsröhre (engl. minirhizotron) durchgeführt. Diese Röhre wurde neben den Pflanzen im Boden eingegraben und mithilfe von Spiegeln und einer Lichtquelle konnte er das Wurzelwachstum entlang der Röhrenoberfläche beobachten. Weitere Untersuchungen von Wurzelmaterial, welches sich in transparenten Wurzelkästen (engl. rhizotrons) entwickelt, ermöglichte die *in situ* Untersuchung des Wurzelsystems (BÖHM, 1979). Diesbezüglich findet man mehrere Studien von manuellen Messungen von Wurzellänge, Wurzeldichte und Wurzeldurchmesser an transparenten Oberflächen (TAYLOR et al., 1970; SHAVER & BILLINGS, 1975). Später, in den 1980'ern, folgten Untersuchungen des Wurzelwachstums und der –dynamik mit Hilfe

von sehr kostenintensiven, ferngesteuerten Videokameras und die ersten Bildverarbeitungsprogramme fanden ihren Einsatz (UPCHURCH & RITCHIE, 1986; SMUCKER et al., 1987).

Nach wie vor ist es eine schwierige Aufgabe das Wurzelsystem in situ zu erforschen. Allerdings gab es in den letzten 25 Jahren eine enorme Entwicklung neuer bildgebender Verfahren, präzisere Bildverarbeitungstechniken sowie eine schnellere elektronische Datenverarbeitung. Durch den Flachbettscanner bekam die Wurzelforschung in den 90er Jahren einen neuen Impuls. Es kam eine Reihe von leistungsfähigen Bildverarbeitungssoftwaresystemen auf den Markt, welche die Berechnung Wurzelparametern vereinfachte. Mittels der ursprünglich für die Humanmedizin entwickelten "nicht zerstörenden", bildgebenden Verfahren zur 3D- und 2D-Analyse wurden diese auch in der Pflanzenwurzelforschung eingesetzt. So werden MRT (Magnetresonanz - Tomographie), CT (Computer - Tomographie und Laserscanner zur Bildgewinnung von Wurzeln eingesetzt. Durch die jedoch sehr hohen Kosten werden diese Methoden trotz guter Ergebnisse mit MRT (SCHULZ et al., 2012) und CT (PERRET et al., 2007) nur begrenzten Einsatz finden. Die Entwicklung von spezifischer Bildverarbeitungs-Software zur Analysierung von Digitalbildern von Wurzeln war ein weiterer innovativer Ansatz. Hier wird zwischen kinematischen (z.B. RootTrace, KineRoot) oder morphometrischen (z.B. GiA Roots, RootReader) Anwendungen zur Datenauswertung unterschieden. Um die Suche nach der geeigneten Software zu erleichtern, wurde eigens eine Datenbank (LOBET et al., 2013) von Pflanzenphänotopisierungs - Softwares entwickelt, auf welche in Kapitel 5.3 näher eingegangen wird.

Grundsätzlich wird zwischen zerstörende und nicht-zerstörende Methoden zur Wurzeluntersuchung unterschieden.

3.1.2 zerstörende Methoden

Das zu untersuchende Pflanzenmaterial wird bei diesen Methoden zerstört bzw. in ihrem Wachstum beeinträchtigt, so zum Beispiel bei der Bohrkernentnahme. Sie können in Folge nur einmal untersucht werden (NEUMANN *et al.*, 2009). Weiteres unterscheidet man zwischen Total- und Teilausgrabungen, bei denen entweder Bodenblöcke oder Wurzelprofile entnommen werden. Wurzelprofile haben den Vorteil, dass sie zusammen mit dem Bodenprofil beobachtet und beurteilt werden können (POLOMSKI & KUHN, 1998).

Auch bekommt man Information über die Biomasse, der Längenverteilung und der Wurzelmorphologie mit Hilfe dieser Methoden. Sie sind fast immer destruktiv und mit hohem Zeitaufwand verbunden. Bei der Gewinnung (Auswaschmethode) der Proben werden vor allem sehr feine Strukturen (Feinwurzeln, Wurzelspitzen) zerstört (NEUMANN *et al.*, 2009). Die Proben werden anschließend, abhängig vom Forschungsziel, mit dementsprechender Software ausgewertet. Zu den zerstörenden Methoden zählen:

- Monolithmethode
- Bohrkernmethode
- Ausgrabungsmethode
- Profilwandmethode
- Auswaschmethode

3.1.3 nicht zerstörende Methoden

Bei non-invasiven Methoden wird die zu untersuchende Pflanze nicht beschädigt und somit können ihr Wachstum oder ihre mikrobiologischen Prozesse in der Rhizosphäre über einen längeren Zeitraum kontinuierlich *in situ* beobachtet werden (NEUMANN *et al.*, 2009). Beobachtungen an transparenten Schnittstellen wie z.B. Wurzelfenster, Glasröhren, Mini - Rhizotrone ermöglichen Messungen der zeitlich-räumlichen Veränderung in Hinsicht auf die Nährstoffversorgung, chemische Zusammensetzung der Rhizosphäre oder mikrobielle Populationen im Boden (SMIT *et al.*, 2000). Zusätzlich zu den oben genannten Feldmethoden gibt es die Labormethoden. Dazu zählen Hydrokulturen oder Aeroponikkulturen, bei welchen die Pflanzen mittels zugeführter Nährstofflösungen versorgt werden. NEUMANN *et al.* (2009) nennen Rhizotrone als gute Möglichkeit, Messungen des Wurzelwachstums unter Laborbedingungen durchzuführen, wobei die Dimension der Pflanzen und der Forschungsfragen angepasst werden muss. Weitere indirekte Methoden sind Gravimetrische Untersuchungen, Farbanalysen und die Aufnahme von nicht radioaktiven und radioaktiven Indikatoren (BÖHM, 1979).

3.1.4 Wurzelparameter

Um das Wurzelwachstum und die Wurzelarchitektur beschreiben zu können, sind die wichtigsten messbaren Parameter der Wurzeln in Tabelle 1 aufgelistet. Die zu ermittelnden Parameter lassen sich anhand der Forschungsfrage ableiten und müssen oft miteinander kombiniert oder in Verhältnisse gestellt werden, um verwertbare Ergebnisse zu bekommen.

Parameter	Einheit	Beschreibung		
Wurzellänge	[m]	Länge aller Wurzeln eines Systems		
vvarzonango	[]	zusammen		
Wurzelgewicht	[g]	Ofengetrocknetes Gewicht eines gesamten		
Warzongowione	[9]	Wurzelsystems		
Wurzelvolumen	[ml]	Raum, der vom Wurzelsystem eingenommen		
	[]	wird		
Wurzelanzahl	[n]	Gesamte Anzahl der einzelnen Wurzeln (Σ 1°,		
	[-1	2°, 3°)		
Wurzel-Spross-		Verhältnis zwischen dem Trockengewicht der		
Verhältnis	z.B. 1:2	Wurzeln und dem Trockengewicht von Spross		
		und Blättern		
RLD	[cm/cm ³]	root length density=Länge der Wurzel in einer		
TILES	[6.16111]	Volumeneinheit Boden		
		Länge der vorliegenden Wurzeln unter einer		
Kumulative Wurzeldichte	[mm/cm ²]	Einheit Bodenfläche bis in eine vorgegebene		
		Tiefe		
Spezifische Wurzellänge	[m/gTM ¹]	Koeffizient aus Wurzellänge und		
opozinioono vvarzonango	[III/gTIVI]	Wurzeltrockengewicht		
Frischgewicht/	%	Verhältnis des feuchten und trockenen		
Trockengewicht	,,	Gewichts des Wurzelsystems		
Wurzeldichte	[mm/cm ³]	Länge der Wurzel verbunden mit dem		
TV di Zoi di oi i i o	[Volumen des Wurzelgewebes		
Wurzelradius	[mm]	Der durchschnittliche Radius einer einzelnen		
	[]	Wurzel		
Wurzellebensdauer	[d]	Länge der Zeit, in der eine Wurzel entweder		
		physisch im Boden oder am Leben ist		
Wurzelwachstumsrate	[mm/d]	Die Zunahme der Länge oder des Gewichts		
		einer Wurzel in einer bestimmten Zeiteinheit		
Mykorrhiza-Infektion	[%]	Grad der Infektion einer Wurzel mit		
•		Mykorrhiza Pilzen		
Vertikale Verteilung	[m]	Die Tiefe der tiefsten Wurzel eines Systems		
Horizontale Verteilung	[m]	Horizontaler Durchmesser des Wurzelsystems		

Tabelle 1: unterschiedliche Wurzelparameter (SMIT et al., 2000)

3.2 Wurzelformen

Die Bewurzelung von Pflanzen kann grundlegend allorrhiz oder homorriz aufgebaut sein. Charakteristisch für dikotyle Pflanzen ist eine allorhize, also eine polbürtige Bewurzelung, bei der sich eine pfahlförmige, nach unten wachsende Hauptwurzel in Seitenwurzeln verschiedener Ordnungen verzweigt. Eine primäre homorrhize Bewurzelung ist charakteristisch für die samenlosen Pflanzen mit endogener sprossbürtiger Bewurzelung, welche keine Keimwurzel ausbilden. Viele monokotyle Pflanzen wie Gräser oder Zwiebelgewächse sind ausschließlich sekundär homorriz bewurzelt. Durch die Verdrängung der primär angelegten Keimwurzel von Seitenwurzeln und vor allem von sprossbürtigen Wurzeln entsteht ein gleichrangiges Wurzelsystem (KÜCK & WOLFF 2009, S.115-116).

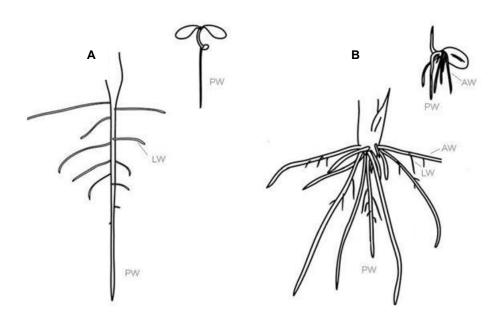


Abbildung 12: (A)Schematische Darstellung der allorhizen Wurzelarchitektur einer Dicotyledonen (veranschaulicht an einem 5- und 12-tägigem Keimling von *Arabidopsis*). (B) Schematische Darstellung einer typischen homorhizen Wurzelarchitektur einer Monokotyledonen (veranschaulicht an einem 7- und 14-tägigem Keimling von Reis). Keine Darstellung von Wurzelhaaren. PW: Primärwurzel, LW: Lateralwurzel, AW: Adventivwurzel (OSMONT et al., 2007).

Grundlegend unterscheiden sich Wurzelsysteme von holzigen Pflanzen und krautigen Pflanzen durch die größeren Wurzeldurchmesser, durch die Stärke der Wurzeln und ihrer größeren Verbreitungsreichweite. Kaum ein Unterschied ist im Tiefenstreben zwischen diesen zu erkennen. Wurzeln können in erster Linie durch ihre Stärke unterschieden werden. KÖSTLER *et al.* (1968) unterscheiden zwischen Skelettwurzeln ($\emptyset > 5$ mm) und Feinwurzeln ($\emptyset < 2$ mm). POLOMSKI & KUHN (1998) unterteilen die Skelettwurzeln in Starkwurzeln ($\emptyset > 50$ mm), Derbwurzeln (20-50 mm), Grobwurzeln (5-20 mm) und Schwachwurzeln (2-5 mm). Die Feinwurzeln werden in Langwurzeln (\emptyset 0,5-2 mm) und Kurzwurzeln (\emptyset 0,5-1 mm) unterteilt.

Folgende Einteilungen der Wurzeln werden von POLOMSKI & KUHN (1998) nach ihrem Verlauf im Boden oder nach ihrer Stellung im Wurzelkörper vorgenommen:

- "1. Wurzelanläufe, das sind verdickte, oft brettartige Wurzelansätze am Stock.
- 2. Vertikale Wurzeln, bestehend aus:
 - a) Pfahl-, Keim- oder Polwurzeln, die, vom Wurzelpol ausgehend, meist abwärts wachsen.
 - b) Nebenpfahlwurzeln, die parallel zur Polwurzel nach unten wachsen.
 - c) Senkwurzeln, die meist von dickeren Horizontalwurzeln abzweigen und abwärts wachsen.
 - d) Herzwurzeln, die vom Wurzelstock ausgehen und schräg nach unten verlaufen.
 - e) Wurzelbretter: starke Verdichtung fächerartiger verzweigter, meist abwärts gerichteter Wurzeln.
- 3. Horizontale Wurzeln: seitwärts, vorwiegend im Oberboden verlaufende Wurzeln." (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.39)

3.2.1 Umwelteinflüsse auf die Wurzelformen

Jede Pflanze versucht zunächst ihre Wurzeln in ihrer arteigenen Weise zu entwickeln (vgl. KRAUS 1914 zitiert in KUTSCHERA, 1960). Die erblichen Merkmale können sich an optimalen Standorten unter naturnahen Konkurrenzbedingungen am besten ausbilden. Durch unterschiedliche Umwelteinflüsse oder nicht optimale Standortfaktoren können sich größere Abwandlungen der arteigenen Wurzelform ergeben. Die folgenden Erläuterungen der verschiedenen Umwelteinflüssen stehen sehr eng in Zusammenhang und können unterschiedliche Auswirkungen auf die Wurzelbildung haben.

(KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 19 - 54)

3.2.2 Licht

Bisher konnte der direkte Einfluss des Lichtes auf das Wurzelwachstum nicht eindeutig belegt werden. Indirekt wird das Wurzelwachstum jedoch durch Photosynthese beeinflusst. Pflanzen bilden nach Untersuchungen von COMBES (1946), JOHANSSON (1927) und RÖHRIG (1966) bei einer erhöhten Lichtzufuhr im Vergleich zur Sprossachse eine erhöhte Wurzelmasse und bei geringerer Lichtzufuhr weniger Wurzelmasse. Durch den erhöhten Lichteinfluss kommt es zu einem Assimilateüberschuss, welcher das Wurzelwachstum fördert. Durch die Beschattung findet neben einer geringeren Bildung von Assimilaten auch eine geringere Bodenerwärmung statt, welche das Wurzelwachstum schwächt. Somit nimmt die Bewurzelungstiefe mit zunehmender Beschattung ab.

(KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 19 - 20)

3.2.3 Wärme

Die Temperatur des Bodens ist von der Höhe der Einstrahlungsenergie und von der Stärke des Treibhauseffektes abhängig. Da mit zunehmender Seehöhe sich trotz erhöhter Einstrahlung die Temperatur abnimmt, ergibt sich durch die unterschiedliche Artenzusammensetzung die Höhenstufengliederung der Vegetation. Für die Tiefgründigkeit der Wurzel ist die Eindringtiefe der Temperatur in den Boden ein wesentliches Maß. Die größten Wurzeltiefen werden nach KUTSCHERA & LICHTENEGGER (2002, S. 20 - 21) erreicht, "wenn Licht und Wärme nach Ausmaß und Dauer der Entwicklung sowie stärkere Schwankungen von Temperatur und relativer Feuchte das Wachstum und den positiv geotropen Verlauf der Wurzeln fördern". Demzufolge ist der Wurzeltiefgang wesentlich größer bei tiefreichender Bodenerwärmung und bei weniger tiefreichender Bodenerwärmung niedriger (Abb.13). Ein schnellerer Ausgleich der Wärmeschwankung kann auch durch eine höhere Bodenfeuchte bewirkt werden. Die Wurzeln reichen daher bei zunehmender Feuchtigkeit weniger tief in den Boden (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002). Die für das Wurzelwachstum untere Temperaturgrenze liegt bei 2 - 5 °C (TURNER & STREULE, 1983).

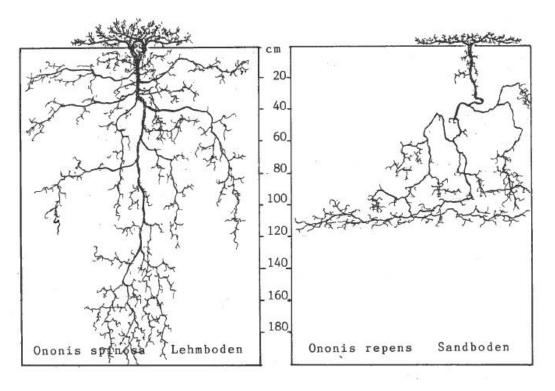


Abbildung 13 zeigt einen Unterschied in der Bewurzelungstiefe bei einem tiefgründig erwärmten Lehmboden (links) und bei einem weniger tiefgründigen erwärmten Sandboden (rechts)

(KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002, S.32)

3.2.4 Wasser

Die Verfügbarkeit von Wasser ist stark abhängig vom Standort, der Exposition der Art und Textur des Bodens und dem Einfluss von Temperatur. Allgemein bekannt ist eine unterschiedliche Vegetationsbildung bei annähernd gleichen Jahresniederschlägen und unterschiedlicher mittlerer Jahrestemperatur. Die Wasseraufnahme der Wurzeln erfolgt nur, solange die Saugkräfte der Wurzel größer sind als die des Bodens. Ist dies nicht mehr der Fall, so schützt sich die Wurzel, indem sie die nicht aktiv Wasser aufnehmenden Wurzelabschnitte verkorken lässt. Die wasseraufnehmenden Abschnitte werden abgestoßen und können bei frischem Wasserangebot schnell neu gebildet werden. Die wechselnde Wasserverfügbarkeit hat somit einen großen Einfluss auf Anzahl an Feinwurzeln. Die Anpassung von Pflanzen an trockene Standorte kann sich in unterschiedliche Strategien zeigen. Eine ökologisch bedeutsame Anpassung ist neben der stärkeren Verzweigung, der Tiefenstrebung oder der Steigerung der Saugkräfte von Wurzeln die relative Vergrößerung der Wurzelmasse. Das heißt, dass sich das Spross-Wurzelverhältnis zugunsten des Wurzelanteils ändern (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 22-27).

Die Verteilung der Wurzelmasse übt eine stark regulierende Wirkung auf den Wasserhaushalt aus. Die Wurzelmasse breitet sich bei reichlicher Oberbodenfeuchte, geringer Verdunstung oder bei hoch anstehendem Grundwasser fast nur in den am stärksten erwärmten oberen Bodenschichten aus. Bei abnehmender Bodenfeuchte und tiefreichender Erwärmung reicht die Bewurzelung weiter in die Tiefe, allerdings bleibt die Hauptwurzelmasse in Bodenschichten. An halbtrockenen den oberen bzw. wechseltrockenen Standorten mit kontinentaler Prägung ergibt sich vornehmlich bei Polwurzelpflanzen eine Dreiteilung des Wurzelkörpers, ähnlich einer Hantel. Das Verhältnis zwischen diesen drei Wurzelgruppen ist bei den einzelnen Arten unterschiedlich und deren Ausdehnung wird hauptsächlich vom Klima geprägt, in der Regel von der Tiefe der Bodenerwärmung. So wird bei höherer Trockenheit das Wasser den tieferen Schichten entnommen und den oberen zugeführt (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S.128 -129).

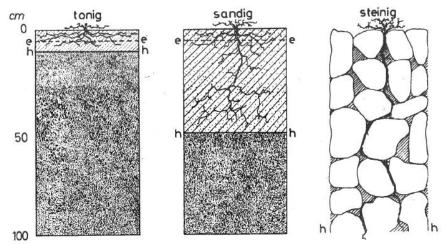


Abbildung 14: Schematische Darstellung der Wasserspeicherung von unterschiedlichen Böden nach einem Regenfall von 50 mm in ariden Gebieten (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002, S.32)

3.2.5 Luft

Für das Wachstum der Wurzel ist eine ausreichende Versorgung mit Luft von großer Bedeutung. Vor allem für die gegenüber Sauerstoffmangel sehr empfindlichen Wurzelspitzen und die anschließenden aktiv wasseraufnehmenden Wurzelabschnitte. Eine unzureichende Luftversorgung kann schnell zum Faulen der Wurzel führen, aber auch zu einer hohen Anreicherung von CO2 und anderen, für das Wurzelwachstum schädlichen Stoffe. Auch hier gibt es unterschiedliche Anpassungsstrategien der Pflanzenwurzeln um eine ausreichende Versorgung an Sauerstoff zu gewährleisten. Empfindliche Arten versuchen das Vordringen in sauerstoffarme Bodenschichten zu vermeiden oder sie weichen zunächst seitlich aus und wachsen wieder in Richtung der Bodenoberfläche. Eine typische Tellerwurzelbildung ist die Folge. Andere wirken durch stärkere Verzweigung der Wurzeln in sauerstoffreichere Bodenschichten entgegen oder bilden vermehrt sprossbürtige Wurzeln. Die anatomische Anpassung an O2-Mangel im Boden kann durch die Bildung von lebendem Durchlüftungsgewebe (Aerenchyme) erfolgen. Kollabierende Zellen erzeugen zusätzlich mit Luft erfüllte Räume, welche Lakunen genannt werden.

(KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 27 - 28)

Für die Ingenieurbiologie hat die Erforschung der Wurzelsysteme und ihre Architektur eine große Bedeutung, da sich Zusammenhänge ihrer zeitlichen und räumlichen Entwicklung auf den technischen Wirkungsgrad ingenieurbiologischer Baumaßnahmen ableiten lassen.

4 Gattung Salix L.

In folgendem Kapitel werden die Gattung der Weide (Salix L.) und die für die Versuche in der Rhizobox verwendete Art Salix purpurea L. näher beschrieben.

4.1 Charakteristik der Gattung

Mit ca. 65 Arten in Europa und ca. 400 bis 500 Arten weltweit sind die Weiden (Salix L.) die artenreichste Pflanzengattung aus der Familie der Weidengewächse (Salicaceae) (CHMELA, MEUSEL, 1986). Mit 32 Arten sind sie in Österreich vertreten und somit die artenreichste Gehölzgattung. Innerhalb der Familie haben sie ein weites Spektrum bezüglich ihrer Wuchsform, von Kriech- und Spaliersträuchern bis hin zu Großsträuchern und Bäumen welche vom Tiefland bis in alpine Hochregionen vorkommen. Aufgrund ihrer geringen Ansprüche an das Klima, gelten sie als Pioniergehölze (HÖRANDL et al., 2012).

4.2 Systematik

Durch ihre Vielgestaltigkeit und ihre Fähigkeit zur natürlichen Kreuzung mit anderen Weidenarten sind sie zum Teil schwer bestimmbar und werden aus systematischtaxonomischer Sicht problematisch angesehen. Die Vielfalt an Abwandlungen zeigt sich vor allem im Wuchsverhalten, in den Größenmerkmalen der Blätter, in den Zweigfarben und der Behaarung innerhalb einer Art. Das Verhältnis von Blattlänge zu Blattbreite stellt ein relativ konstantes morphologisches Merkmal dar (NEUMANN, 1981). Die Formen der Laubblätter sind sowie die Blattrandgestaltung, Blattfärbung und Behaarung vielfältig, sie reichen von lanzettlich schmal bis eirund, sind unzerteilt und meist kurz gestielt. Die Blüten sind fast immer zweihäusig und die Blütenhülle auf Nektardrüsen reduziert. Die Staubblattanzahl beträgt 2 - 5, die Pollen sind tricolpat und der Stempel weist zwei Narbenlappen auf. Die Blütenstände der Weiden sind durch ihre aufrechte Stellung und ihre auffallende Färbung an die Nektarproduktion und dadurch an die Insektenbestäubung angepasst. Aber auch die Windbestäubung spielt bei vielen arktischen und alpinen Arten eine große Rolle. Die Chromosomengrundzahl ist x = 19. Neben den überwiegend diploiden Arten (2 n = 38) kommen aus nahezu allen Verwandtschaftskreisen auch polyploide Arten vor (HÖRANDL et al., 2012).

4.3 Verbreitung

Vorwiegend in der Nordhemisphäre verbreitet, vom Tiefland bis in die alpinen Hochregionen findet man Weiden vorwiegend an feuchten, nährstoffreichen und lichten Standorten. Sie treten vorwiegend auf Pionier- und Sonderstandorten auf, selten an geschlossenen, stark beschatteten Standorten. Die Weide besitzt die Fähigkeit zu rascher Keimung und zur

vegetativen Vermehrung durch Bewurzelung abgebrochener Zweige, mit der sie schnell neue Lebensräume besiedeln kann, und die Fähigkeit zur generativen Vermehrung, mit der sie sich weiträumig durch Samenausbildung verbreitet. Die sehr kleinen und leichten Weidensamen sind durch den Haarschopf ausgezeichnet an die Windausbreitung angepasst. Unter günstigen Verhältnissen bilden die gekeimten Samen innerhalb weniger Tage die ersten Wurzeln und Laubblätter aus.

(HÖRANDL *et al.*, 2012)

4.4 Verwendung

Erste Aufzeichnungen reichen bis zur römischen Herrschaft vor 2000 Jahren zurück (SCHLÜTER, 1996). Bereits damals wurden tote Weiden als Raubäume zur Reduzierung der Fließgeschwindigkeit und damit zur Ufersicherung verwendet. Ihre Elastizität und Reißfestigkeit gab der Weide schon früher ein breites Einsatzspektrum. Die dünnen Zweige waren in bäuerlichen Betrieben als Bindematerial nicht mehr wegzudenken und fanden ihren Einsatz beispielsweise im Wein- und Obstbau oder der Korbflechterei. Doch auch die Inhaltstoffe bestimmter Weiden, vor allem Salicin- und Gerbstoffe, fanden in der Medizin ihre Verwendung. Gegenwärtig werden Weiden als Biomasse für die Herstellung von Papier und Biodiesel gezüchtet und sie kommen nach wie vor in der Sicherung von Hängen und Böschungen zum Einsatz.

(HÖRANDL et al., 2012)

4.5 Beschreibung der Art Salix purpurea





Abbildung 15: (links) Blätter und Knospen der Purpur-Weide Abbildung 16: (rechts) Kätzchen der Purpur-Weide

4.5.1 Morphologie

Die Purpur-Weide ist ein sommergrüner, 1 - 8 m hoher Strauch (HÖRANDL *et al.*, 2012). Die Zweige sind dünn, biegsam und straff spitzwinklig verzweigt. Während der Vegetationsruhe zeigen sie eine gräuliche und im Frühjahr eine rote Farbe (Abb. 15). Die roten Knospen sind

3 - 7 mm lang, anliegend und abgeflacht bis zylindrisch. Die sehr schlanken, 2 - 6 mm langen Kätzchen (Abb. 16) haben einen behaarten Fruchtknoten mit sehr kurzem Griffel (0,1 mm lang). Die länglich spitzen Laubblätter sind meist über der Mitte am breitesten und zeigen im oberen Drittel einen klein bis scharf gesägten Blattrand. Ihre Blütezeit liegt vor der Entfaltung ihrer Laubblätter, von März bis April (HÖRANDL *et al.*, 2012).

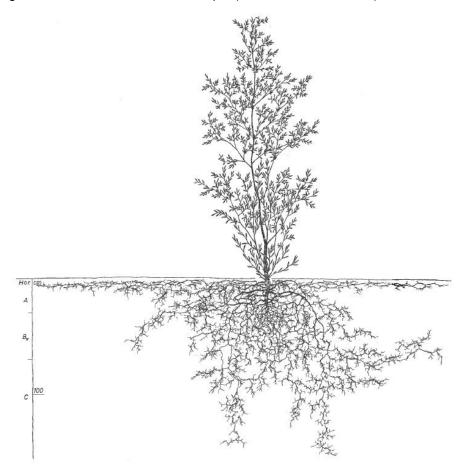


Abbildung 17: Habitus der *Salix purpurea*, St. Ruprecht bei Villach, Lockersediment-Braunerde auf Niederterasse (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002, S.505)

4.5.2 Die Wurzel

Die Purpur-Weide ist ein Vertreter der Pfahlwurzler. Die aus Samen hervorgegangenen Pflanzen sind hauptsächlich polbürtig bewurzelt. Sprossbürtige Bewurzelungen beschränken sich meist auf die Ansatzstellen der Bestockungstriebe. Die als Speicherorgan dienende Polwurzel ist im oberen Teil keulenförmig verdickt und auch an älteren Sträuchern noch deutlich zu erkennen. Entlang ihres rasch verjüngten Abschnittes verzweigt sie sich in gleich dicke Seitenwurzeln, von denen sie im weiteren Verlauf der Wurzeln kaum mehr zu unterscheiden ist. Die Art der Bewurzelung hängt von den gegeben Standortbedingungen ab. Bei sommerwarmen Temperaturen und auf stauwasserfreien Böden strebt die Wurzel in die Tiefe, hingegen ist auf kühleren oder mit hoher Grundfeuchte versehenen Böden ein horizontales Wachstum vorherrschend. Darunter versteht man eine flurnahe Bewurzelung. (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 504)

Sie verträgt Überschwemmungen sehr gut, da sie vermehrt Interzellularräume in den Wurzeln besitzt. Diese versorgen die Verbrauchsstellen bei Sauerstoffmangel der Wurzel weiterhin mit O₂ (CHEMLAR & MEUSEL, 1986).

4.5.3 Verbreitung

Die Hauptverbreitung der Purpur -Weide, eine submediterrane, eurasiatisch - subozeanische Art, erstreckt sich von Flussniederungen bis hin zum Bergland (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013, S. 504). Sie ist in der collinen bis hin zur subalpinen Höhenstufe vertreten (HÖRANDL et al. 2012).Bevorzugt wächst sie in Auwäldern, Augebüschen, auf Sand-, Kies- und Schotterbänken, Ufern und Steinbrüchen mit wechselfeuchten, lockeren, nährstoffreichen, meist kalkhaltigen, sandig bis steinigen Rohböden (SCHIECHTL, 1992).

4.5.4 Verwendung in der Ingenieurbiologie

Salix purpurea wird von allen Weidenarten am häufigsten bei Hang- und Ufersicherungen eingesetzt. Einerseits wegen ihrer hohen ökologischen Amplitude und ihrer ausgezeichneten Fähigkeit zur vegetativen Vermehrung, andererseits wegen ihrer guten Elastizität als Strauchweide ist sie für die Nieder- und Mittelwasserlinie besonders geeignet. Weiteres wird die Purpur-Weide sehr gerne als Flecht- und Bindeweide für den Obst- und Weinbau, sowie für die Korbflechterei verwendet. Auch der Einsatz in Abgas- und Windschutzhecken ist wegen ihrer Schadstoff- und Salzresistenz durchaus gängig und nicht minder ist der Gebrauch als Gestaltungsobjekt bei Skulpturen und Weidenhöhlen (HÖRANDL et al. 2012).

5 Untersuchungsmethoden

In den folgenden Kapiteln werden Versuchsstandort, Klima, Versuchsablauf, verwendetes Pflanzenmaterial, Erhebungs- und Auswertungsmethoden genauer erläutert.

5.1 Versuchsstandort

Die Untersuchungen wurden in den Jahren 2014 und 2015 im Versuchsgarten der Universität für Bodenkultur, welcher sich im Stadtteil Essling des 22. Wiener Gemeindebezirkes, der Donaustadt und auf rund 156m Seehöhe befindet, durchgeführt.

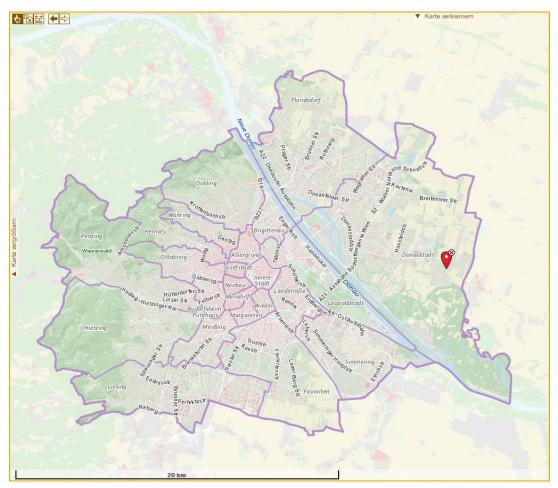


Abbildung 18: Wiener Bezirke mit der Verortung des Versuchsgartens Essling (wien.gv.at/stadtplan, 18.11.2016)

5.2 Klima

Wien hat ein Übergangsklima, das von Westen ozeanisch und von Osten kontinental beeinflusst ist. Die geringen Niederschlagsmengen und die heißen Sommer mit längeren Trockenperioden zeigen dies. Die Winter sind mäßig und im Vergleich zu anderen Bundesländern eher mild. Die wichtigsten Klimadaten werden in Folge kurz aufgelistet:

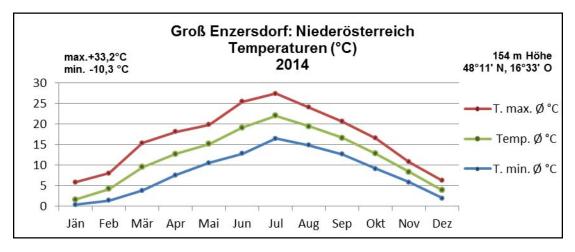


Abbildung 19: Monatliche Temperatur Mittel (°C) in Groß Enzersdorf für das Jahr 2014 (ZAMG, 2016)

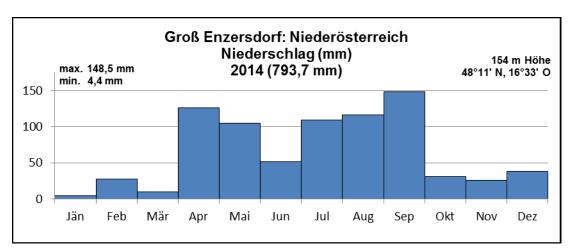


Abbildung 20:Monatliche Niederschlagssummen(mm) von Groß Enzersdorf für das Jahr 2014 (ZAMG, 2016)

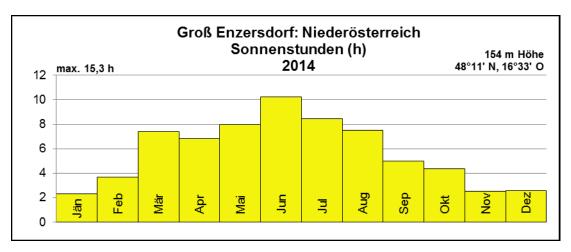


Abbildung 21: Monatlicher Durchschnitt der Sonnenstunden (h) pro Tag in Groß Enzersdorf für das Jahr 2014 (ZAMG, 2016)

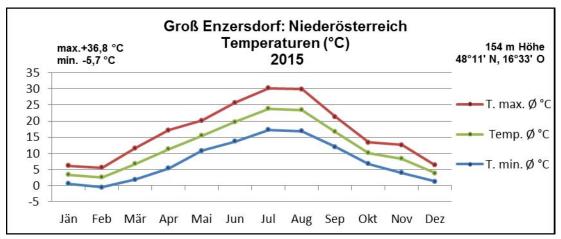


Abbildung 22: Monatliche Temperatur Mittel (°C) in Groß Enzersdorf für das Jahr 2015 (ZAMG, 2016)

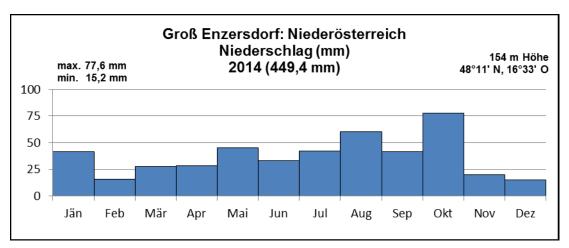


Abbildung 23: Monatliche Niederschlagssummen (mm) von Groß Enzersdorf für das Jahr 2015 (ZAMG, 2016)

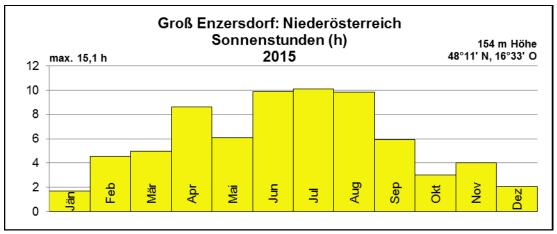


Abbildung 24: Monatlicher Durchschnitt der Sonnenstunden (h) pro Tag in Groß Enzersdorf für das Jahr 2015 (ZAMG, 2016)

Die mittlere Jahrestemperatur betrug im Jahr 2014 und 2015 11,8°C, die Niederschlagssumme 2014 793,7 mm und 2015 449,4 mm.

5.3 Die Rhizobox zur Untersuchung der Wurzelarchitektur

Rhizotrone sind Instrumente mit einer transparenten Oberfläche, welche für die nicht zerstörende Beobachtung und Messung von Wurzelsystemen über einen längeren Zeitraum verwendet werden. Sie sind vor allem für makroskopische und mikroskopische Beobachtungen von Wurzelsystemen und der umgebenden Rhizosphäre geeignet (KLEPPER & KASPER, 1994).

Ursprünglich bezeichnete man unterirdische Glaskammern, aus welchen die Untersuchung des Bodens und der Bodenorganismen ermöglicht wurde, als Rhizotron (ATKINSON, 1991). Daraus entwickelte sich später eine kleinere Version, das Minirhizotron, eine zylinderförmige transparente Röhre im Boden, die Kosten und Arbeitsaufwand deutlich reduzierte. Man entwickelte jedoch eine noch günstigere und einfachere Methode zur in situ Beobachtung des Wurzelraumes, das Wurzelfenster. Hierfür wird eine Glas- bzw. Plexiglaswand im Boden installiert, durch welche die Beobachtungen und Messungen erfolgen können (SMIT et al., 2000).

Infolge wurde die Rhizobox entwickelt, eine mobile Abwandlung des Wurzelfensters, um Untersuchungen unter Laborbedingungen durchführen zu können. Sie wird vor allem verwendet, um Wachstumsprozesse der Wurzel besser zu verstehen, um Entwicklung von Wurzelverteilungen unter bestimmten Einflüssen, Wurzeldichten und Wurzelarchitektur über einen längeren Zeitraum genauer zu erforschen und zu dokumentieren (DONG *et al.*, 2003). Zahlreiche Untersuchungen können mithilfe der Rhizobox quantifiziert werden, wie zum Beispiel die Dynamik des Wurzelwachstums, die Aufnahme von Wasser und Mineralstoffen, Stressresistenzen und Reaktionen der Wurzel auf unterschiedlichste Einflussfaktoren (KLEPPER & KASPER, 1994).

5.3.1 Vor- und Nachteile

Wie bereits erwähnt ist die Rhizobox für die Untersuchung der Wurzel und ihre Entwicklung über einen bestimmten Zeitraum sehr gut geeignet. Weiteres können Spross und Wurzel während ihres Wachstums ohne Beeinträchtigung beobachtet werden (KLEPPER & KASPER, 1994).

Ein Nachteil ist vor allem die Größe der Rhizobox. Das Wurzelwachstum kann durch die räumliche Begrenzung nur einen bestimmten Zeitraum lang beobachtet werden. Je nach Pflanzenart und Untersuchungsdauer muss die Dimension der Box dementsprechend ausgewählt werden. Ein weiterer Nachteil besteht darin, dass die natürlichen Bodenbedingungen nicht simuliert werden können, da sich Temperatur und Wasserverfügbarkeit anders verhalten. Aufgrund der zweidimensionalen Abbildung des Wurzelbildes an der Beobachtungsscheibe, kann eine dreidimensionale Bewertung der Wurzelarchitektur nur in Verbindung mit zerstörenden Methoden erhoben werden. (NEUMANN et al., 2009)

5.3.2 Material und Bauweise

Die Rhizobox ist ein offener Behälter, bestehend aus zwei Seitenwänden, meist Holz, Metall oder Kunststoff, einer Rückwand, einer Plexiglasscheibe und einem Boden. Die Abmessungen der Box betragen 50 x 75 x 5,7 cm. Die Innenmaße 41 x 70 x 5 cm. Die Seitenwände bestehen aus 5 x 5 cm dicken Kanthölzer, auf welchen die aus Kunststoff bestehende, mit Aluminium beschichtete Rückwand auf der Hinterseite und auf der Vorderseite die 5 mm starke Plexiglasscheibe befestigt wurde. Der Boden besteht aus einem U-förmigen, perforierten Aluminiumprofil, welches in der Mitte mit einem zusätzlichen Kantholz verstärkt wird um einer Verformung der Vorder- und Rückwand entgegenzuwirken. Die Rhizobox hat ein Leergewicht von 6.392 g.

Die Box wird mit einer 10 cm hohen Drainageschicht, bestehend aus Blähton und einem Vlies versehen und anschließend mit dem gewünschten Substrat befüllt.

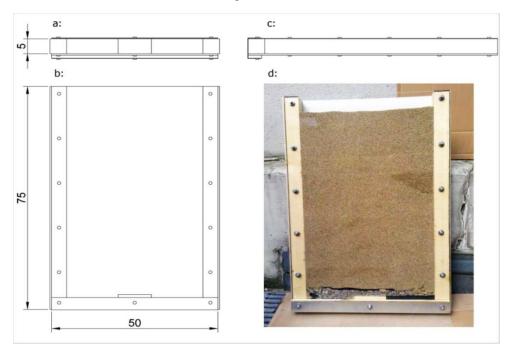


Abbildung 25: a,b,c: Abmessungen der Rhizobox, d:fertig konstruierte, mit Drainageschicht, Vlies und Substrat befüllte Rhizobox (DINARA OMAROVA, 2016)

5.4 Ausgewählte Bodenkorngrößen

Als Substrat wurde Quarzsand in folgenden Korngrößen gewählt:

- 0 1 mm
- 0 4 mm
- 0,1 0,3 mm
- 0,3 1 mm
- 0,5 2 mm

5.4.1 Siebanalyse & Sedimentation

Die Bestimmung der Korngrößenverteilung wurde nach der ÖNORM L1061-2 (2002) durchgeführt. Mittels der Nasssiebung werden die Fraktionsgrößen der fünf ausgewählten Substrate erhoben. Die Bestimmung der Korngrößenverteilung muss mit lufttrockenem Substrat durchgeführt werden. Für die Trocknung wird das Substrat in einen Trockenschrank (105°C ± 5°C) für mindestens 10 Stunden gegeben. Anschließend kommt das Substrat zur Abkühlung in einen Exsikkator (Abb. 26) und wird nach ca. 60 Minuten für die Nassiebung eingewogen (Abb. 27).





Abbildung 26 (links):: Abkühlung der Proben im Exsikkator Abbildung 27 (rechts): Einwaage der Proben für die Nassiebung durch Stefan Dorrighi und Dinara Omarova

Die Nasssiebung erfolgt mit Sieben nach DIN ISO 3310-1 (2001) in unterschiedlichen Maschenweiten (4 mm, 2 mm, 1 mm, 0,63 mm, 0,2 mm, 0,063 mm). Die Probe wird auf das Sieb gegeben und mit Wasser solange umspült, bis alle Teilchen, die kleiner als die Maschenweite des Siebes sind, durch das Sieb gewaschen werden. Die in den Sieben verbleibenden Teilchen werden vorsichtig mit Wasser ausgewaschen und in ein bereits gewogenes Schälchen übergeführt, im Trockenschrank bei 105°C bis zur Massekonstanz getrocknet und wiederum in einen Exsikkator gegeben. Nachdem die Proben abgekühlt sind, werden sie gewogen und die Daten in eine Tabelle übertragen.

(ÖNORM L1061-2, 2002)



Abbildung 28: (links) Aufbringen des Substrates auf das Sieb durch Dinara Omraova und Peter Dorrighi Abbildung 29: (mitte) Auswaschen der Siebe durch Peter Dorrighi Abbildung 30: (rechts) Trocknung der Fraktionsgrößen in der Trockenkammer bei 105°C

Die Schluff- und Tonanteile bei den Korngrößen 0,1 - 1 mm und 0 - 4 mm wurden nach ÖNORM 1061-2 (2002) durch Sedimentation bestimmt. Dabei werden 10 g von den bereits getrockneten Sanden in einen 1000 ml Zylinder überführt und dieser mit einer Suspension aufgefüllt. Anschließend wird die Suspension homogenisiert (z.B.: durch Schütteln). Den verschiedenen Fallzeiten (abhängig von Temperatur der Suspension) entsprechend ist die Eintauchtiefe der Pipette (empfohlen 100 mm) zu wählen. Bei der zugeordneten Fallzeit (Tab. 2) nimmt man mit der Pipette 20 ml (Pipettvolumen) und überführt es in ein gewogenes Schälchen. Die entnommenen Proben kommen für 10 Stunden in den Trockenschrank (105 °C), dann zum Abkühlen in den Exsikkator und werden in Folge gewogen und die Ergebnisse in Excel übertragen.



Abbildung 31: Entnahme der Suspension nach 7h durch Dinara Omarova

Temperatur	Viskosität	Fallzeit für eine Korngröße					
.c	mPa [·] s	0,063 mm	0,02 mm	0,006 mm	0,002 mm		
18	1,04	29 s	4 min 49 s	53 min 34 s	8 h 2 min 3 s		
19	1,019	29 s	4 min 43 s	52 min 29 s	7 h 52 min 19 s		
20	1,002	28 s	4 min 39 s	51 min 36 s	7 h 44 min 26 s		
21	0,979	27 s	4 min 32 s	50 min 25s	7 h 33 min 47 s		
22	0,958	27 s	4 min 26 s	49 min 20 s	7 h 24 min 3 s		
23	0,983	26 s	4 min 21 s	48 min 19 s	7 h 14 min 47 s		
24	0,917	26 s	4 min 15 s	47 min 14 s	7 h 5 min 3 s		
25	0,897	25 s	4 min 10 s	46 min 12 s	6 h 55 min 46 s		
26	0,877	25 s	4 min 4 s	45 min 10 s	6 h 46 min 30 s		
27	0,856	24 s	3 min 58 s	44 min 5 s	6 h 36 min 46 s		
28	0,836	23 s	3 min 52 s	43 min 3 s	6 h 27 min 30 s		
29	0,815	23 s	3 min 47 s	41 min 58 s	6 h 17 min 46 s		
30	0,797	22 s	3 min 42 s	41 min 3s	6h 9 min 25 s		
- Fallhöhe (Eintauchtiefe der Pipette):			100 mm				
- Fallbeschleunigung für Österreich			9,806 65 m·s ⁻²				
- Feststoffdichte von Quarz			2,65 kg dm ⁻³				
- Dichte von Wasse	er bei 20°C		1,00 kg dm ⁻³				

Tabelle 2: Fallzeiten in Abhängigkeit von der Suspensionstemperatur (ÖNORM L1061-2, 2002)

In Excel wurden die Daten aufbereitet, die Summenkurven der fünf Substrate erstellt und dargestellt. Die Ergebnisse werden in Kapitel 6 angeführt.

5.4.2 Wasserspeicherfähigkeit

Zusätzlich wurde die Feldkapazität der unterschiedlichen Bodenkorngrößen gemessen. Unter Feldkapazität versteht man die maximale Haftwassermenge, gemessen am gelagerten oder geschütteten Substrat mit freiem Wasserabzug, gemessen in Vol % ml Wasser/100 ml Substrat (BLUM, 2007). Dieser Wert wird als Feldkapazität (FK) oder als Feld-Wasserkapazität bezeichnet.

Die Versuchsanordnung wurde an die Substrateigenschaften (geschüttetes Substrat in nicht natürlicher Lagerung) angepasst. Der Faltenfilter in Kombination mit dem Trichter ermöglicht einen freien Wasserabfluss. Die Gravitationskraft der Erde bewirkt, dass sich das Wasser abwärts bewegt. Das Filterpapier ist ein poröses Material und hat wie das Substrat eine Wasserspannungskurve, d.h. das Wasser bewegt sich vom Ort geringer Spannung zum Ort höherer Spannung und kann dann ungestört durch den Trichter ablaufen. Die Entwässerung nach Einstellen des Fließgleichgewichtes (Abfluss nach Sättigung) wird unter Abzug der im Filter gespeicherten Wassermenge ermittelt (ROWELL, 1997). Nachdem sich das Substrat auf Feldkapazität entwässert hat, nimmt das Wasser näherungsweise 10-55% des Bodenvolumens ein.

Eine alternative Betrachtungsweise dieses Konzeptes ist, dass ein Wassertropfen, der bei Luftdruck in Kontakt mit dem Substrat gebracht wird, durch die Wasserspannung des Substrates in dieses eingesaugt wird. Sand hat bei der Feldkapazität das meiste Wasser

verloren. Der Sand hat Poren im Bereich von 50 bis 1000 μm, was einer eingipfeligen Verteilung entspricht. Der Sand entwässert ungestört, schnell und hat eine geringe nutzbare Feldkapazität, deren Wert von der tatsächlichen Wasserspannung bei der Feldkapazität von 5 bis 10 kPa abhängt (ROWELL, 1997). Annäherungsweise ergibt die gewählte Versuchsanordnung bei grobkörnigen Schüttsubstraten näherungsweise Werte für die Wasserkapazität des gewählten Substrates.





Abbildung 32: (links) Vorbereitung zur Messung der Wasserpeicherkapazität. Gefäß für Restwasser, Spritzflasche, Spatel, 250 ml Auffanggefäß, passender Trichter, Papierfilter, Waage, Notizblock Abbildung 33: (rechts) Einwaage von 10g Quarzsand für die Messung der Wasserspeicherfähigkeit

10 g der getrockneten Probe werden in einen gewogenen Trichter mit befeuchtetem Papierfilter gegeben und mit Wasser aufgefüllt. Wasser, welches die Probe nicht halten kann, tropft an der Unterseite vom Trichter ab. Nach 10 Minuten wird die Probe erneut gewogen und die Differenz zur Einwaage gemessen.

5.5 Das Pflanzenmaterial

Als Pflanzenmaterial für die Untersuchung diente *Salix purpurea* aus dem Versuchsgarten Wien-Essling. Die Steckhölzer wurden in der Vegetationsruhe geschnitten und bis zum Versuchsstart bei +2°C im Kühlhaus zwischengelagert. Die Länge betrug 15 cm und der Durchmesser 1,5 cm.





Abbildung 34: (links) Steckhölzer der Purpur-Weide (OMAROVA, 2016) Abbildung 35: (rechts) Steckhölzer nach 3 Wochen (OMAROVA, 2016)

5.6 Versuchsablauf

Die Versuche wurden von April bis Juni 2014 und von Ende Mai bis August 2015 durchgeführt. Für die Untersuchung der Wurzeln in Abhängigkeit der Bodenkorngröße wurde die Rhizobox (Kap. 5.3) verwendet, welche für die Versuchsdauer eine optimale Entwicklungsmöglichkeit für die Wurzeln bietet, ist mobil einsetzbar ist. Aufgrund früherer Forschungsarbeiten konnten bereits gebaute Boxen wiederverwendet werden. In den folgenden Abbildungen 36 und 37 werden die Versuchsanlage und der schematische Ablauf des Versuchs, sowie die Bildanalyse mit zwei unterschiedlichen Softwares dargestellt.

Die Grafik beinhaltet nur die Bildaufnahmen 2014, da wie in Kap. 6. erläutert, 2015 keine Auswertung möglich war.



Abbildung 36: Bepflanzte Rhizoboxen in der 3. Woche nach Versuchsstart (OMAROVA, 2016)

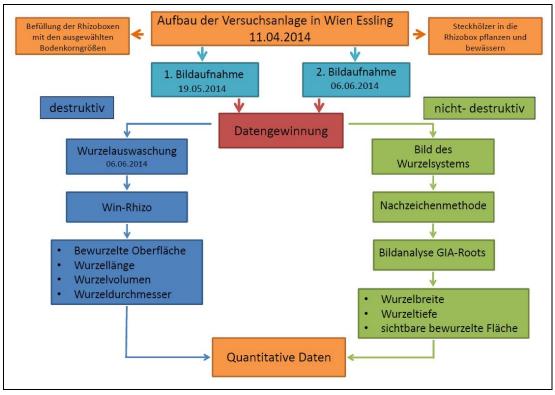


Abbildung 37: Schematische Darstellung der Versuchsdurchführung

5.7 Datengewinnung

Die Wurzelparameter wurden mit zwei unterschiedlichen Methoden gewonnen. In Abbildung 37 werden diese schematisch dargestellt. Auf der einen Seite wurden die Wurzeln bei der destruktiven Methode nach der Auswaschung mit WinRhizo gescannt und gemessen. Die nicht destruktive Methode arbeitete ausschließlich mit den zwei Bildaufnahmen, welche mit GiA Roots ausgewertet werden. Alle erhobenen Daten wurden in Excel und IBM SPSS 23 ausgewertet und die Ergebnisse in Kapitel 6 dargestellt. Im nächsten Kapitel 5.7 wird auf die verwendete Software und ihre Arbeitsweise eingegangen.

5.8 Programme zur Untersuchung der Wurzelarchitektur

Aufgrund des stetigen Wandels der Technik ergeben sich immer wieder neue Methoden um an bestimmte Daten zu kommen bzw. diese auszuwerten. Vor allem die bildgebenden Verfahren haben in den letzten Jahren sehr an Bedeutung gewonnen. Eben aufgrund der vielen Eigenschaften, die ein Bild speichern kann (z.B. Form, Farben), der zeitlichen Entkoppelung von Proben und Analysen, der Eignung für standardisierte und vollautomatische Auswertungsmethoden, sowie aufgrund der zunehmenden Verfügbarkeit an einfach bedienbaren Bildanalyseprogrammen, komplexere Technologien und leistungsfähiger Hardware verwendet die Mehrheit von Pflanzenwissenschaftler eine oder mehrere bildgebende Verfahren (LOBET et al., 2013).

Die steigende Anzahl an verfügbarer Software macht es für die Nicht-Spezialisten schwierig, die geeignete Software-Lösung zu finden. Aus diesem Grunde wurde eine frei zugängliche Webseite (www.plant-image-analysis.org) erstellt, welche dem Nutzer die richtige Softwarelösung für ihre Forschungen anzeigt. Für jede Software sind wissenschaftliche Artikel über Anwendungsbereiche oder bereits durchgeführte Untersuchungen des Entwicklers vorhanden, eine Anwendungsbeschreibung und einen Überblick über die

- anwendbaren Betriebssysteme (Windows, Mac, ...),
- die Lizenzen (open-source, freeware, ...),
- mögliche Messdaten (Längen, Volumen, ...),
- voll- oder semiautomatisch Auswertungsverfahren
- die zu analysierenden Pflanzenorgane (Blatt, Wurzel, ...),
- anwendbare Bilddateien (jpg, png, tiff,...) und
- exportierende Dateiformate (csv, xmls,...).

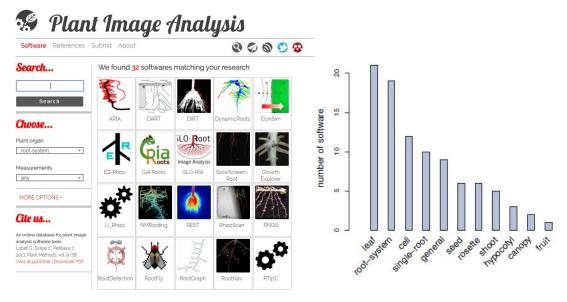


Abbildung 38: (links) Layout von Plant Image Analysis (LOBET *et al.*, 2013)

Abbildung 39: (rechts) Anzahl von verfügbarer Software für bestimmte Pflanzenorgane (LOBET *et al.*, 2013)

Software	Automation	Image Type	Storage	Topology	Diameter	Time Series	RSML Support
ARIA	Automated	2D	XLS	Yes	No	No	No
EZ-Rhizo	Automated	2D	SQL	Yes	No	No	No
DART	Manual	2D	TXT	Yes	No	No	No
OpenAlea.RhizoScan	Automated	2D	MTG	Yes	No	Yes	Yes
RootNav	Semiautomated	2D	_	Yes	No	No	Yes
RootReader2D	Automated	2D	XML	Yes	No	No	No
RootReader3D	Automated	3D	XML	Yes	No	No	No
RootSystemAnalyser	Automated	2D	MAT	Yes	Yes	Yes	Yes
RooTrak	Automated	3D	-	Yes	No	No	Yes
RootTrace	Automated	2D	_	Yes	No	Yes	In progress
SmartRoot	Semiautomated	2D	XML	Yes	Yes	Yes	Yes

Abbildung 40: Darstellung der Erklärung von einen Teil der existierenden Software (LOBET et al., 2013)

Die geeignete Software (GiA Roots) für die Datenauswertung konnte mithilfe dieser Website schnell gefunden werden. Die Grundlagen der Bildanalyse wird in Folgendem genauer erläutert und anschließend die Arbeitsweise des Programms vorgestellt.

5.8.1 Verwendete Software

- GiARoots beta Version
 (http://www.rootnet.biology.gatech.edu/giaroots/download/signup.php)
- SAI Zeichenprogramm (http://www.systemax.jp/en/sai)
- IBM SPSS Statistics 23
 (http://www-01.ibm.com/software/at/analytics/spss/downloads.html)
- Microsoft Office 2010

5.8.2 Bildanalyse

Ein Bild ist meist ein zweidimensionales, rechteckiges Raster aus Pixeln, auch Rasterbild genannt. Jeder Pixel hat einen positiven Zahlenwert in einem kartesischen Koordinatensystem und repräsentiert eine Farbe an diesen Punkt. Abbildung 41 zeigt den für ein Bild charakteristischen Ursprung (Pixelwert 0/0) in der oberen linken Ecke. Als Gegensatz zum Rasterbild gibt es die Vektor-Grafiken, welche Objekte als Serien von Punkten, Linien oder komplexere Pfade mathematisch ausdrückt. Auf diese wird hier nicht näher eingegangen, da für die Algorithmen der Bildanalyse das Rasterbild vorausgesetzt wird (GUPTA & IBARAKI, 2015).

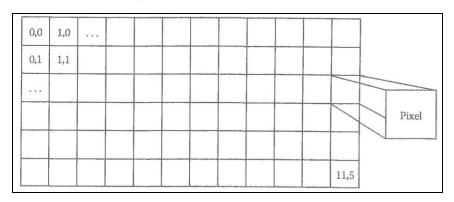


Abbildung 41: Beispiel eines Rasterbildes mit 12 Pixel Breite und 6 Pixel Höhe (GUPTA & IBARAKI, 2014, S.3)

Mittels der Bildanalyse werden nützliche Informationen aus den einzelnen Pixeln gesammelt und verarbeitet. Will man eine Reihe von Bildaufnahmen miteinander vergleichen, müssen abhängig von der Art der Bildanalyse, alle Aufnahmen unter denselben Bedingungen aufgenommen werden. Dabei sollen die Kameraeinstellung (Belichtungszeit, Brennweite,...), Abstand zum Objekt, Kamerahöhe und Belichtung (bei Farbanalyse) genau protokolliert und wiederverwendet werden. In Abbildung 42 sind die Einstellungen der für diese Arbeit verwendeten Kamera Nikon D80 dargestellt. Der Abstand der Kamera zur Rhizobox wurde auf 150 cm festgelegt und die Höhe auf 45 cm. Diese Einstellungen müssen vor jeder Aufnahme überprüft, da es sonst zu Messfehlern kommen kann.

Kamera	
Kamerahersteller	NIKON CORPORATION
Kameramodell	NIKON D80
Blendenzahl	F/10
Belichtungszeit	1/400 Sek.
ISO-Filmempfindlichkeit	ISO-500
Lichtwert	0 Schritt(e)
Brennweite	50 mm
Maximale Blende	1.6
Messmodus	Mehrfeld
Abstand	
Blitzlichtmodus	Ohne Blitzlicht
Blitzlichtenergie	
35mm Brennweite	75

Abbildung 42: Kameraeinstellungen der verwendeten Kamera Nikon D80

5.8.3 Bildaufbereitung

Einfache Techniken der Bildanalyse sind die Filterung, um Bildstörungen zu entfernen und die Segmentation, um Regionen von besonderem Interesse aufzuzeigen oder den Vordergrund vom Hintergrund abzugrenzen (GUPTA & IBARAKI, 2015). Es gibt darüber hinaus noch weitere Techniken die in dieser Arbeit nicht näher erläutert werden.

Für diese Masterarbeit wurde die Technik der Segmentation, dem Hervorheben von Vordergrund (Wurzeln) aus dem Hintergrund (Substrat) gewählt, da die verwendete Software (GiA Roots) die Farbwerte (Schwarz = 0 und Weiß = 1) misst. Diese Segmentation musste aufgrund der zu großen Pixelstörung des Substrates in einem Zeichenprogramm vorgenommen werden. Die Wurzeln der zwei Steckhölzer wurden anschließend in SAI nachgezeichnet und separat abgespeichert. Jede Bild-ID gibt Auskunft über die Boxnummer, Korngröße, Aufnahmedatum und linkes bzw. rechtes Steckholz (z.B. 5R_0,1-0,3_06.06.2014_L, 1R_0,5-2_19.05.2014_R)

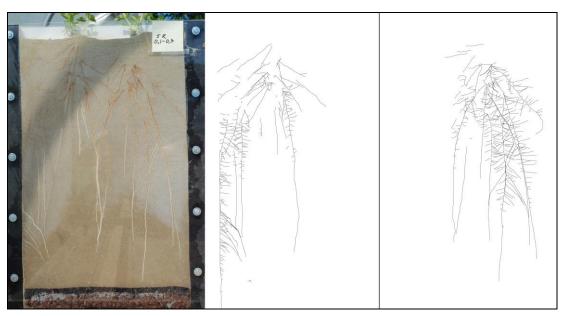


Abbildung 43: Links: das Original-Bild, Mitte: Wurzelsystem der linken Pflanze, Rechts: Wurzelsystem der rechten Pflanze

5.8.4 GiA Roots

Die nachgezeichneten Bilder wurden mittels der integrierten "Import Bundles of Images" Funktion in das Programm geladen. Nach der Auswahl der Ordner, welche die Bilder der zwei Erhebungszeitpunkte beinhalten, werden sie automatisch in zwei gut übersichtliche strukturierte Gruppen geteilt. In den nächsten Schritten werden der Maßstab und die zu messenden Parameter eingestellt. Die Vorgehensweise wird im leicht verständlichen "GiA-Roots Manual" geschildert und mittels Bilder gut veranschaulicht. Die folgenden Abbildungen 44 und 45 zeigen das Layout des Programms, sowie die Vorgehensweise vom Import der Bilder bis zum Export der Daten und eine bildliche Darstellung der gemessenen Parameter wie sie im GiA Roots Manual veranschaulicht sind.

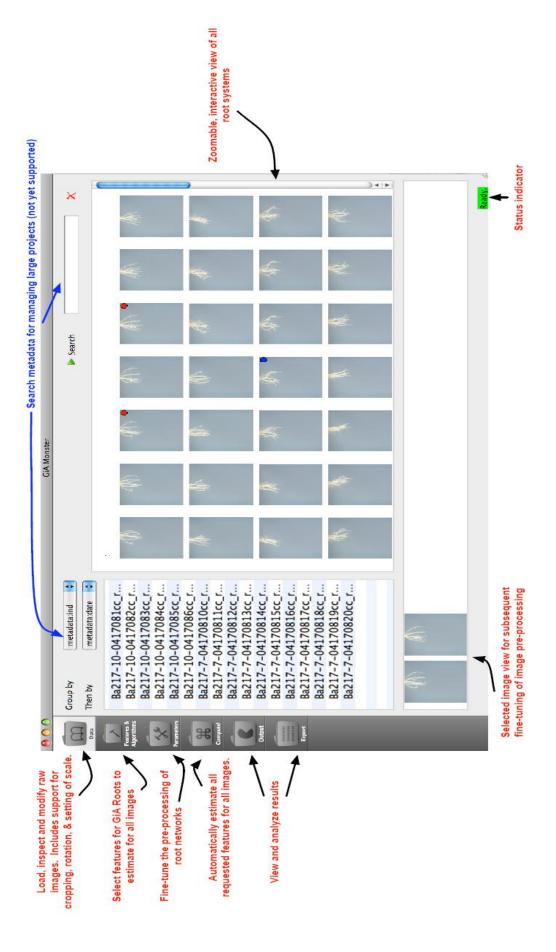


Abbildung 44: Übersicht des Layouts und die durchzuführenden Schritte (GiA Roots Manual, 2011)

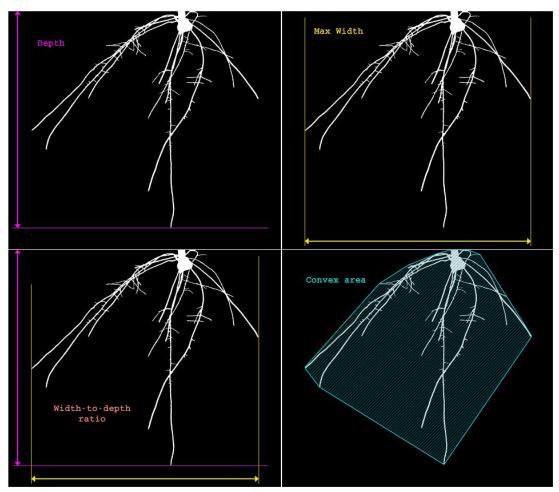
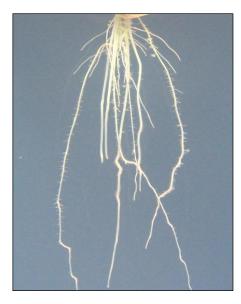


Abbildung 45: Beispielbilder der zu messenden Wurzelsystemparameter (GiA Roots Manual, 2011)

Die Software erkennt am Beispiel der Breitenmessung die äußersten zwei Pixelwerte und zählt die Pixel horizontal zwischen ihnen. Mittels der eingestellten Skalierung (65 Pixel = 1 cm) können nun exakte Längen und Flächen gemessen werden. Will man Parameter wie Volumen, maximale Anzahl an Wurzeln oder andere bestimmen, braucht man als Grundlage ein klares, vom Hintergrund abgehobenes Wurzelbild wie in Abbildung 46 dargestellt.

Nach Abschluss der Bildanalyse mittels GiA Roots können die gemessenen Parameter in eine .csv Datei exportiert werden und im Anschluss mit einem Datenverarbeitungsprogramm wie Excel, SPSS oder ähnliche ausgewertet werden.

Abbildung 46: Grundlage für die Nutzung aller Messungen (GiA Roots Manual, 2011)



5.8.5 WinRhizo

Bei WinRhizo handelt es sich, ebenfalls wie bei GiA Roots, um eine Bild-Analyse Software, welche speziell für Messungen von Wurzeln erstellt wurde. Neben der Morphologie (Längen, Flächen, Volumen) kann man auch die Topologie und Architektur oder Farbanalysen der Wurzeln ermitteln. Es besteht grundlegend aus zwei Komponenten, einem Computerprogramm- und einer Bildaufnahmekomponente, welche dem Nutzer viele Kombinationen der Datenauswertung ermöglichen.

Die Datengrundlage liefern die ausgewaschenen Wurzeln, welche mithilfe eines Flachbettscanners gescannt (Abb. 47) werden. Dabei werden die Wurzeln vorsichtig in ein für den Flachbettscanner angefertigtes, durchsichtiges, rechteckiges und mit ca. 3 - 5 mm Wasser befülltes Gefäß gelegt. Nach dem Scannvorgang wird mit dem Analysewerkzeug "Morphology Analysis" die Auswertung automatisch durchgeführt. Die daraus resultierenden Daten beschreiben Wurzelmerkmale wie z.B. durchschnittlicher Wurzeldurchmesser, Gesamtwurzellänge oder die Wurzellängen bestimmter Wurzeldurchmesserklassen.

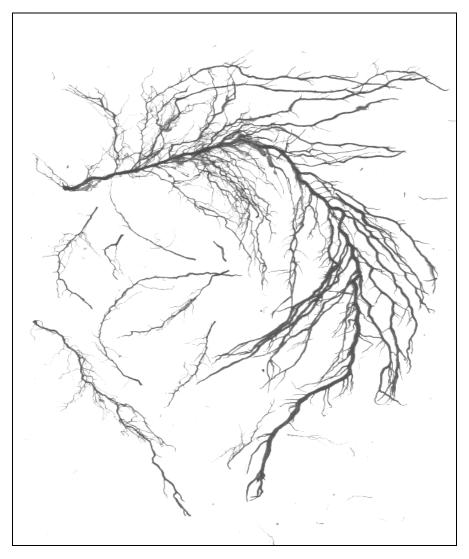


Abbildung 47: Scan des Wurzelsystems mithilfe eines Flachbeetscanners (Salix purpurea) (OMAROVA, 2016)

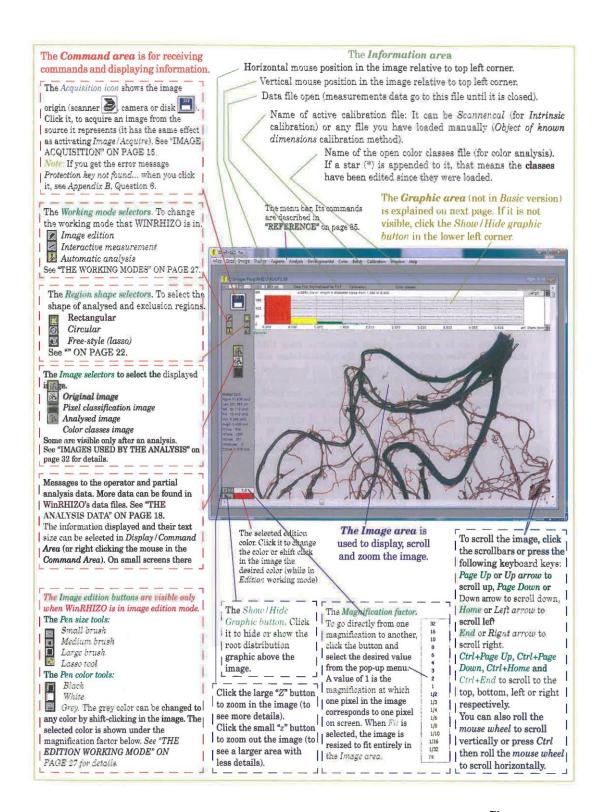


Abbildung 48: Darstellung der Bearbeitungsoberfläche von WinRhizo (WinRHIZO™,2009)

6 Ergebnisse

Die Datenauswertung wurde mit Hilfe von Microsoft Excel und IBM SPSS Statistics 23 durchgeführt. Die Ergebnisse werden in Kap. 6.3 je Korngröße dargestellt und anschließend in Kap. 6.4 miteinander verglichen.

6.1 Versuch 2015

Aufgrund von extremen Klimabedingungen hatten wir in der 2. Versuchsreihe im Jahr 2015 einen Ausfall von 48% der Steckholzpflanzungen. Die Ausfälle verteilten sich auf alle Korngrößen unterschiedlich und somit war eine statistische Auswertung nicht möglich.

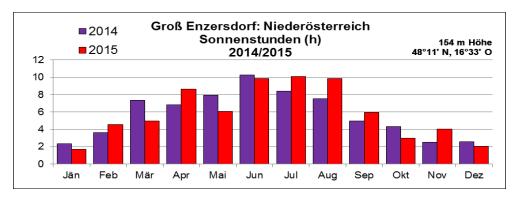


Abbildung 49: Monatlicher Durchschnitt der Sonnenstunden (h) pro Tag in Groß Enzersdorf (ZAMG, 2016)

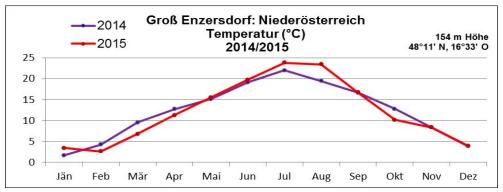


Abbildung 50: Monatliche Temperatur Mittel (°C) von 2014/2015 in Groß Enzersdorf (ZAMG, 2016)

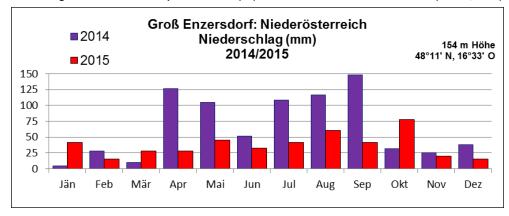


Abbildung 51: Monatliche Niederschlagssumme (mm) von Groß Enzersdorf (ZAMG, 2016)

6.2 Siebanalyse und Wasserspeicherfähigkeit

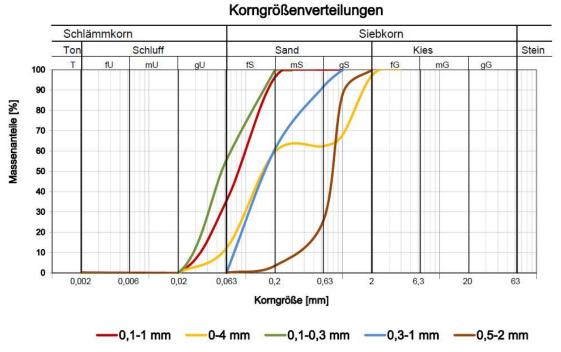


Abbildung 52: Korngrößenverteilung der ausgewählten Bodenkorngrößen (LABORVERSUCH, 2016)

Die Korngrößenverteilungen der ausgewählten Quarzsande sind in Abbildung 52 dargestellt. Diese zeigt, dass die Korngrößen 0,1 - 1 mm, 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm sehr geringe Anteile an den Schluff- und Tonfraktionen haben, auch wenn diese im Diagramm kaum ersichtlich sind. Die Korngröße 0,3 - 1 mm hat deutlich geringere Kornfraktionen als 0,3 mm, wie vom Hersteller angegeben. Ähnliche Abweichung ist auch bei der Korngröße 0,5 - 2 mm ersichtlich. Die Summenkurve der Korngröße 0 - 4 mm zeigt das Fehlen der Fraktion 0,63 mm.

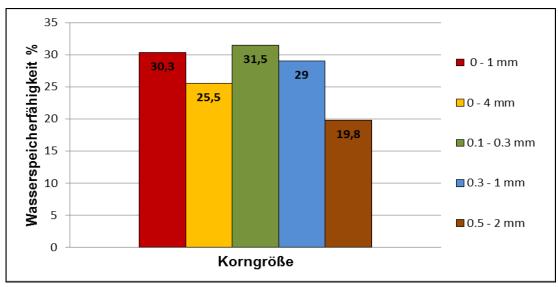


Abbildung 53: Gemessene Wasserspeicherfähigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen (LABORVERSUCH, 2016)

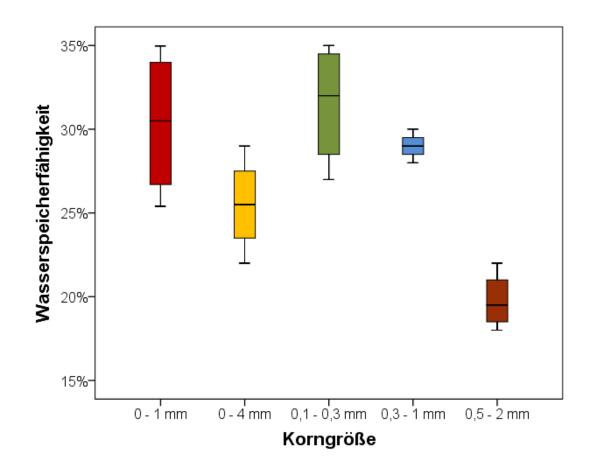


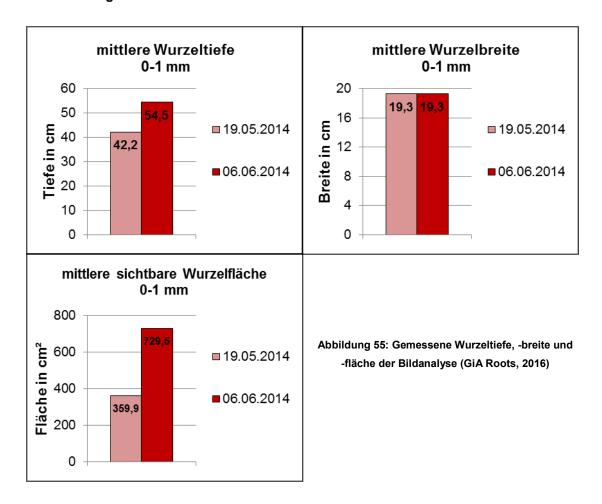
Abbildung 54: Boxplot zur Wasserspeicherfähigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen (LABORVERSUCH, 2016)

In Abbildung 54 ist ersichtlich, dass die Korngröße 0,5 - 2 mm ein deutlich geringeres Wasserspeichervermögen aufweist als die übrigen Korngrößen. Dies ist auf den geringen Anteil der Fraktionsgrößen < 0,5 mm zurückzuführen. Die Wasserspeicherfähigkeit liegt bei den Korngrößen 0,1 - 1 mm und 0,1 - 0,3 mm über 30%.

6.3 Ergebnisse der Bildanalyse

Diese Ergebnisse zeigen die Mittelwerte der 6 Rhizoboxen pro ausgewählter Korngröße in sichtbarer Bewurzelungstiefe, -breite und -fläche in zeitlicher Entwicklung sowie die Wurzellängen der einzelnen Durchmesserklassen zum Zeitpunkt der 2. Aufnahme am 06.06.2014.

6.3.1 Korngröße: 0 - 1 mm



Die gemessene Wurzeltiefe nimmt vom 19.05 bis 06.06.2014 um ca. 30% zu und die sichtbare bewurzelte Fläche verdoppelt sich fast, wo hingegen die Wurzelbreite bereits bei der 1. Bildaufnahme ihr Maximum erreichte.

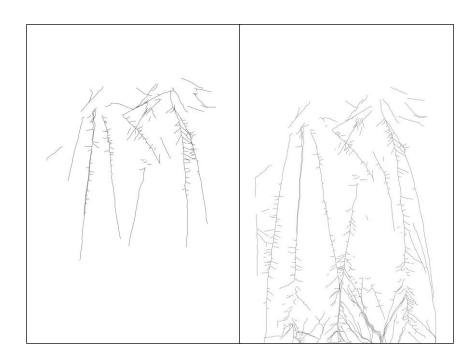


Abbildung 56: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. Links: 19.05.2014 Rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)

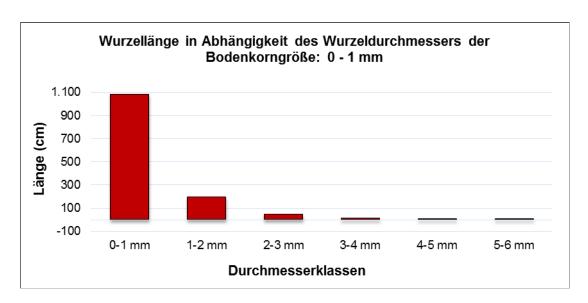
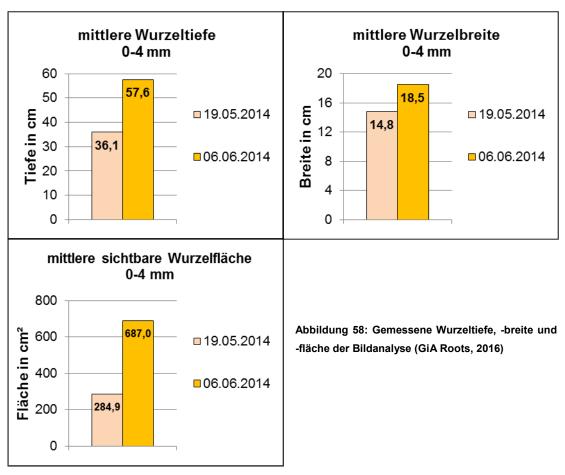


Abbildung 57: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)

Wurzeldurchmesser	0 - 1 mm	1 - 2 mm	2 - 3 mm	3 - 4 mm	4 - 5 mm	5 - 6 mm
Gesamtwurzellänge	1081,3 cm	193,7 cm	43,8 cm	10,6 cm	2,3 cm	0,4 cm

Tabelle 3: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in der Bodenkorngröße 0 – 1 mm (WinRhizo, 2016)

6.3.2 Korngröße: 0 - 4 mm



Das Tiefenwachstum der Wurzeln nimmt ca. 60% zu und erreicht schon die maximale mögliche Tiefe. Die Breite hat einen geringen Zuwachs von ca. 25% wobei die Fläche einen Anstieg um 140% und somit ihre Fläche 2,5-mal größer ist als beim ersten Aufnahmedatum.



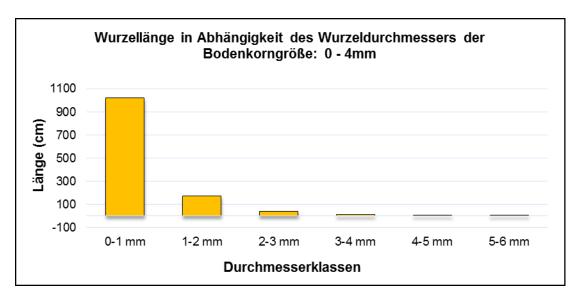
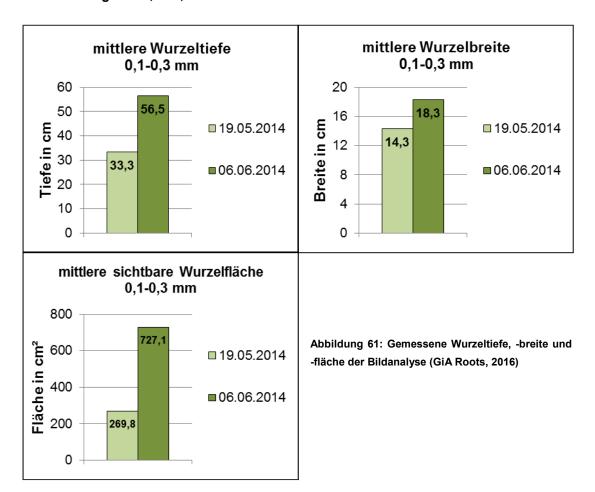


Abbildung 60: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)

Wurzeldurchmesser	0 - 1 mm	1 - 2 mm	2 - 3 mm	3 - 4 mm	4 - 5 mm	5 - 6 mm
Gesamtwurzellänge	1017,1 cm	173,2 cm	41,3 cm	10,1 cm	2,4 cm	0,5 cm

Tabelle 4: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen0 - 4 mm (WinRhizo, 2016)

6.3.3 Korngröße 0,1 - 0,3 mm



Die Wurzeltiefe vom 06.06.2014 hat einen Zuwachs von der 1. Bildaufnahme von ca. 70%. Der Breitenzuwachs beträgt rund 28%, also 4 cm. Die sichtbare Wurzelfläche nimmt um 169% zu, dass entspricht ca. das 2,5 - fache zur 1.Bildaufnahme am 19.05.2014.



Abbildung 62: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. Links: 19.05.2014, Rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)

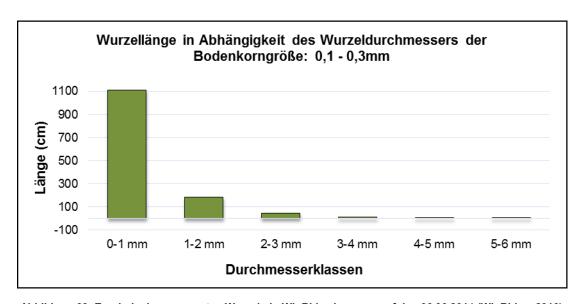
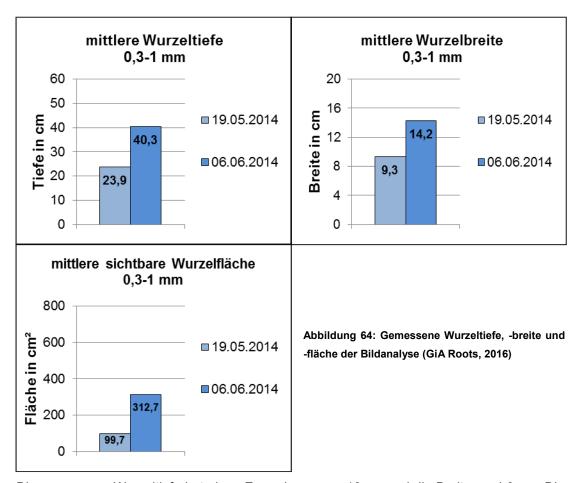


Abbildung 63: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)

Wurzeldurchmesser	0 - 1 mm	1 - 2 mm	2 - 3 mm	3 - 4 mm	4 - 5 mm	5 - 6 mm
Gesamtwurzellänge	1111,2 cm	184,2 cm	42,8 cm	9,2 cm	2,2 cm	0,6 cm

Tabelle 5: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen 0,1 – 0,3 mm (WinRhizo 2016)

6.3.4 Korngröße 0,3 - 1 mm



Die gemessene Wurzeltiefe hat einen Zuwachs von ca.16 cm und die Breite rund 6 cm. Die sichtbare bewurzelte Fläche hat einen Zuwachs von rund 213% und verdreifacht sich somit während der 2. Bildaufnahmen.

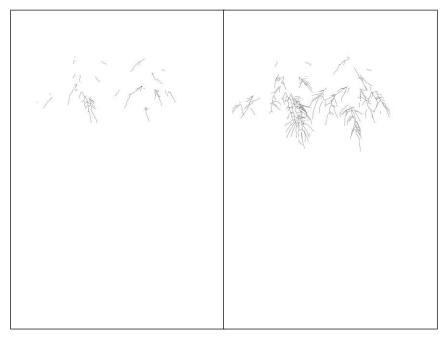


Abbildung 65: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. Links: 19.05.2014, Rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)

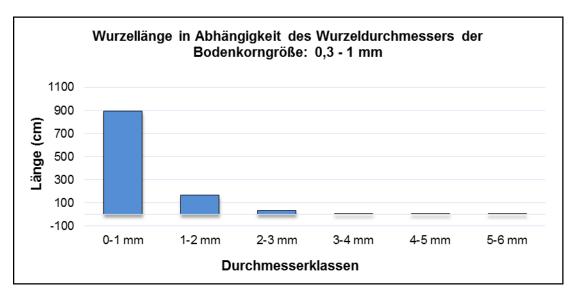
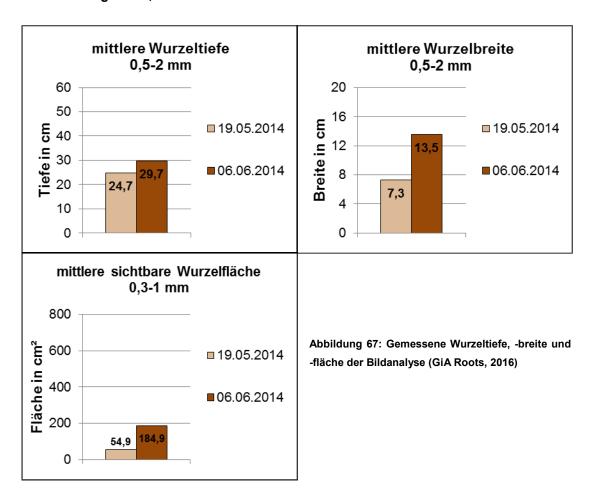


Abbildung 66: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)

Wurzeldurchmesser	0 - 1 mm	1 - 2 mm	2 - 3 mm	3 - 4 mm	4 - 5 mm	5 - 6 mm
Gesamtwurzellänge	890,2 cm	165,0 cm	31,8 cm	5,2 cm	0,9 cm	0,1 cm

Tabelle 6: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen 0,3 – 1 mm (WinRhizo, 2016)

6.3.5 Korngröße 0,5 - 2 mm



Der Tiefenzuwachs der Wurzeln beträgt hier rund 20%, wogegen die Wurzelausdehnung um ca. 85% zunimmt. Betrachtet man wiederum den Flächenzuwachs, so verdreifacht er sich im Vergleich zur 1. Bildaufnahme.

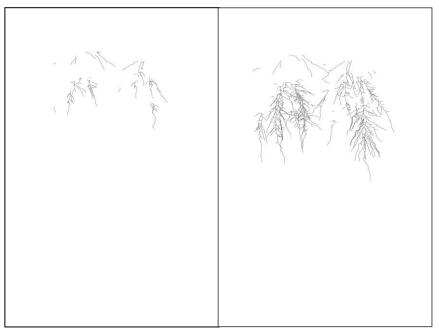


Abbildung 68: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. links: 19.05.2014, rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)

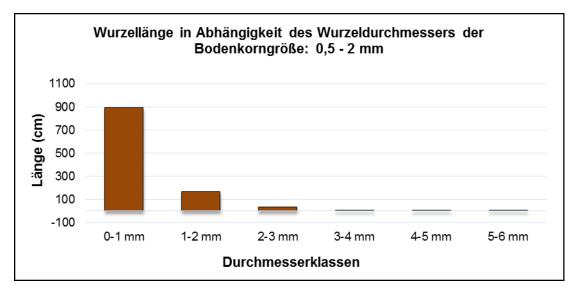


Abbildung 69: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)

Wurzeldurchmesser	0 - 1 mm	1 - 2 mm	2 - 3 mm	3 - 4 mm	4 - 5 mm	5 - 6 mm
Gesamtwurzellänge	623,1 cm	116,3 cm	24,3 cm	6,9 cm	1,6 cm	0,4 cm

Tabelle 7: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen 0,5 – 2 mm (WinRhizo, 2016)

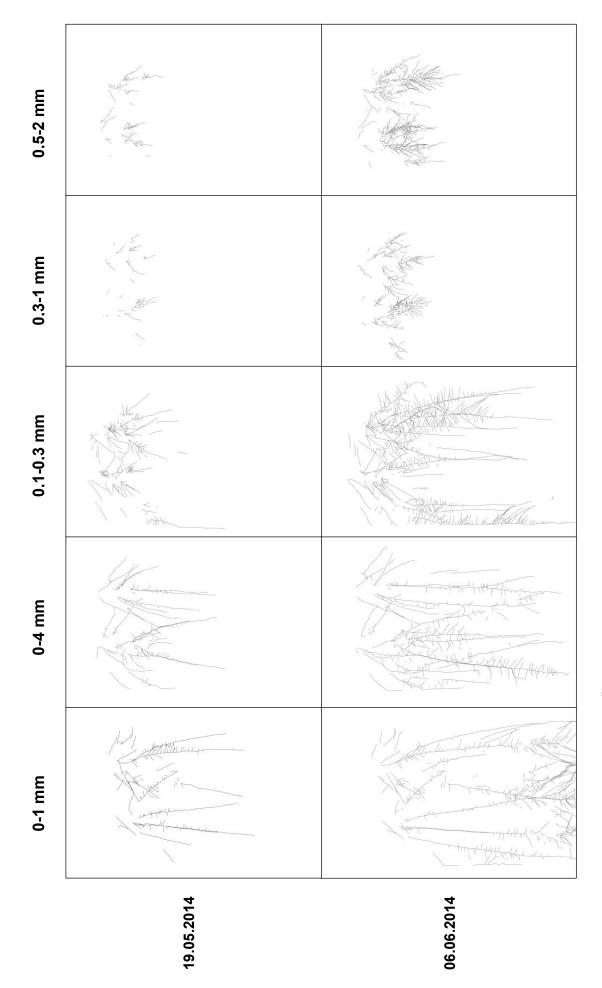


Abbildung 70: Überblick über die räumliche Entwicklung der Wurzeln in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (SAI, 2016)

6.4 Entwicklung der Wurzeltiefen in Abhängigkeit unterschiedlicher Bodenkorngrößen

Abbildung 71 zeigt ein besseres Tiefenwachstum der Wurzeln in kleineren Bodenkorngrößen. Dieser Trend bleibt auch bei der 2. Aufnahme am 06.06.2014 (Abb. 73) erhalten. Der Zuwachs der Wurzeln in den Korngrößen 0,3 - 1 mm und 0,5 - 2 mm ist im Vergleich zu den anderen sehr gering.

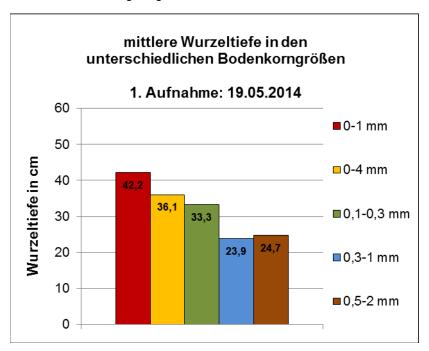


Abbildung 71: Vergleich der Durchwurzelungstiefe zwischen den Korngrößen, 1. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

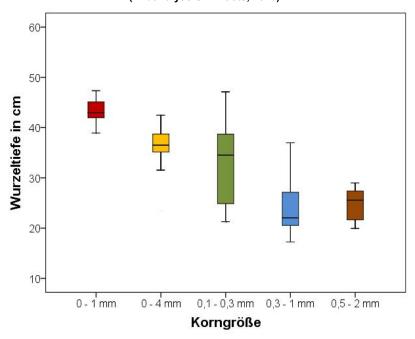


Abbildung 72: Boxplot zur Durchwurzelungstiefe in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen, 1. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

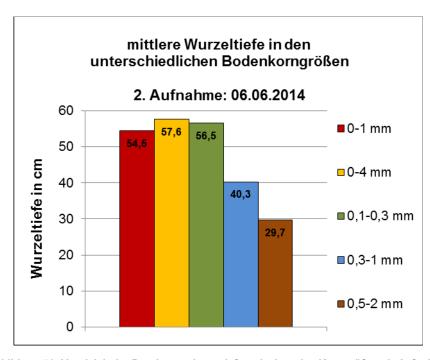


Abbildung 73: Vergleich der Durchwurzelungstiefe zwischen den Korngrößen. 2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

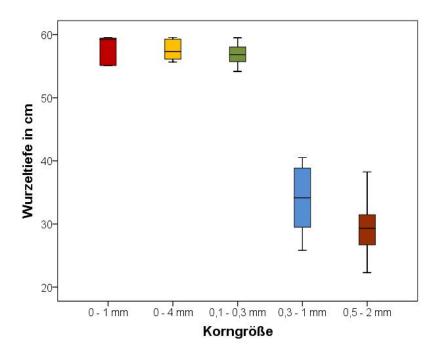


Abbildung 74: Boxplot zur Durchwurzelungstiefe in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen. 2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

6.5 Entwicklung der Wurzelbreiten in Abhängigkeit unterschiedlicher Bodenkorngrößen

Die Breite der Wurzeln erreichen in der Korngröße 0 - 1 mm bereits bei der 1. Aufnahme ihr Maximum. Die Breite der Durchwurzelung nimmt mit der Größe der Körner ab. Dieser Trend ist auch in der 2. Aufnahme zu sehen. Die Korngrößen 0,3 - 1 mm und 0,5 - 2 mm sind im Vergleich zu den anderen deutlich geringer.

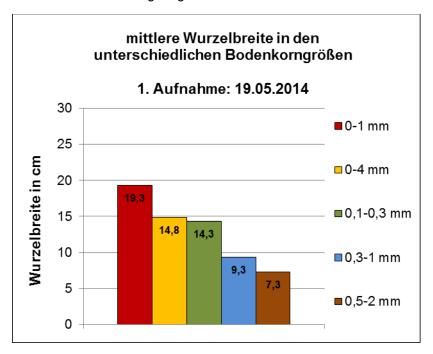


Abbildung 75: Vergleich der Durchwurzelungsbreite zwischen den Korngrößen, 1. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

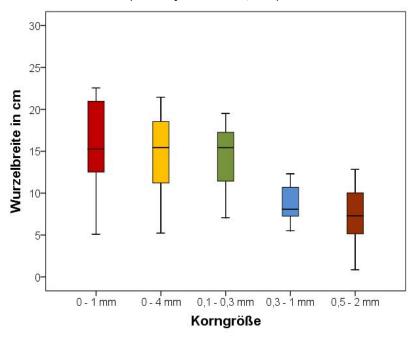


Abbildung 76: Boxplot zur Durchwurzelungsbreite in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen,

1. Aufnahme (Bildanalyse, GiA Roots,2016)

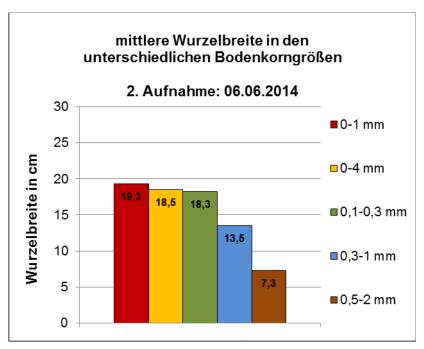


Abbildung 77: Vergleich der Durchwurzelungsbreite zwischen den Korngrößen, 2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

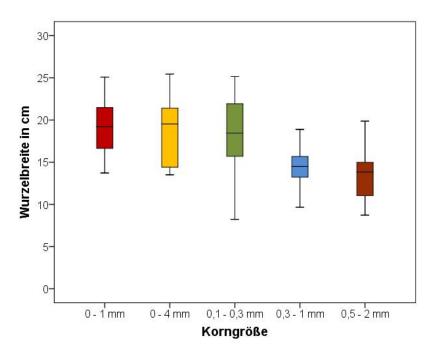


Abbildung 78: Boxplot zur Durchwurzelungsbreite in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen,
2. Aufnahme (Bildanalyse GiaRoots,2016)

6.6 Entwicklung der sichtbaren bewurzelten Fläche in Abhängigkeit unterschiedlicher Bodenkorngrößen

Die sichtbare, bewurzelte Fläche zeigt denselben Trend also auch in der Durchwurzelungstiefe und –breite. Die Fläche nimmt mit Zunahme der Korngröße ab. Die Korngrößen 0 - 1 mm, 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm zeigen im Vergleich zu den Korngrößen 0,3 - 1 mm und 0,5 - 2 mm einen deutlich höheren bewurzelten Flächenanteil.

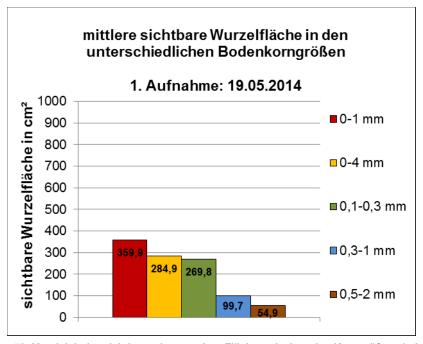


Abbildung 79: Vergleich der sichtbaren bewurzelten Fläche zwischen den Korngrößen, 1. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

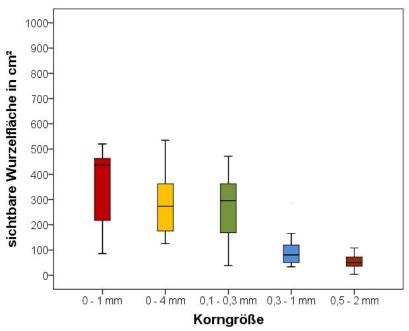


Abbildung 80: Boxplot zur sichtbaren bewurzelten Fläche in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen, 1.Aufnahme (Bildanalyse, GiA Roots,2016)

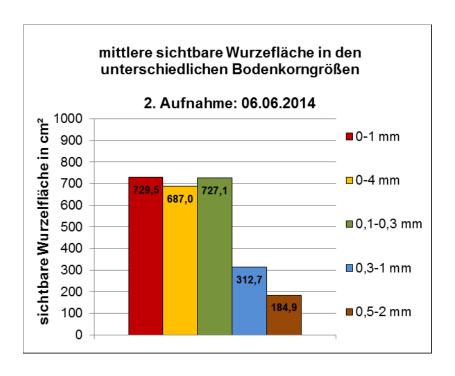


Abbildung 81: Vergleich der sichtbaren bewurzelten Fläche zwischen den Korngrößen, 2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

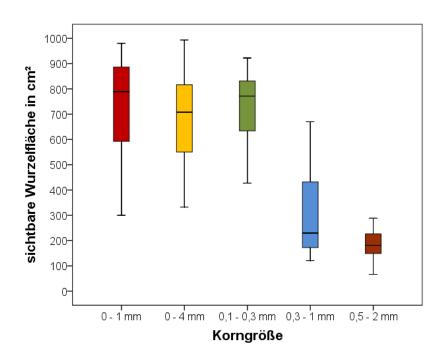


Abbildung 82: Boxplot zur sichtbaren bewurzelten Fläche in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen,
2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)

6.7 Vergleich der Wurzellänge mit dem Wurzeldurchmesser in unterschiedlichen Bodenkorngrößen

Die Längen der Wurzeln in der ersten Durchmesserklasse 0 - 1 mm zeigen, dass die Korngröße 0,5 - 2 mm im Vergleich zu den anderen Korngrößen die geringste Wurzellänge aufweist. Ab der Durchmesserklasse 4 - 5 mm gibt es nur mehr sehr geringe Unterschiede zwischen den Korngrößen. Mit der Zunahme der Durchmesserklasse nimmt die Länge der Wurzeln ab.

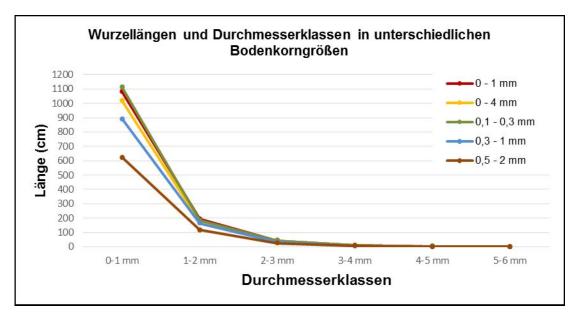


Abbildung 83: Gesamtlängen der Wurzeln in den gewählten Durchmesserklassen unterschiedlicher Korngrößen (WinRhizo, 2016)

Wur	zeldurchmesser	0 - 1 mm	1 - 2 mm	2 - 3 mm	3 - 4 mm	4 - 5 mm	5 - 6 mm
	0 - 1 mm	1081,3	193,7	43,8	10,6	2,3	0,4
öße	0 - 4 mm	1017,1	173,2	41,3	10,1	2,4	0,5
Korngröße	0,1 - 0,3 mm	1111,2	184,2	42,8	9,2	2,2	0,6
Kor	0,3 - 1 mm	890,2	165,0	31,8	5,2	0,9	0,1
	0,5 - 2 mm	623,1	116,3	24,3	6,9	1,6	0,4

Tabelle 8: Gesamtwurzellängen (in cm) der einzelnen Durchmesserklassen in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)

In den folgenden Abbildungen wird aus Darstellungsgründen auf dieselbe Ordinatengröße verzichtet, da höhere Wurzeldurchmesserklassen nur eine sehr geringe Wurzellänge aufweisen.

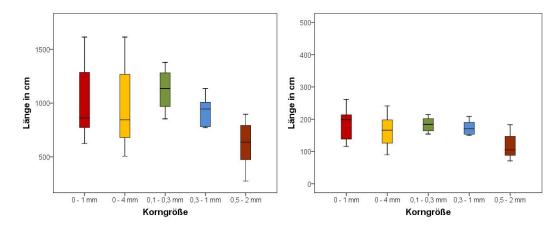


Abbildung 84: (links) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 0 - 1 mm (WinRhizo, 2016) Abbildung 85: (rechts)Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 1 - 2 mm (WinRhizo, 2016)

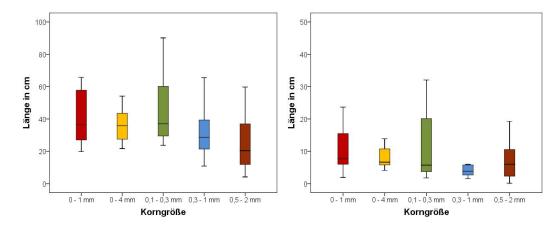


Abbildung 86: (links) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 2 - 3 mm (WinRhizo, 2016) Abbildung 87: (rechts) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 3 - 4 mm (WinRhizo, 2016)

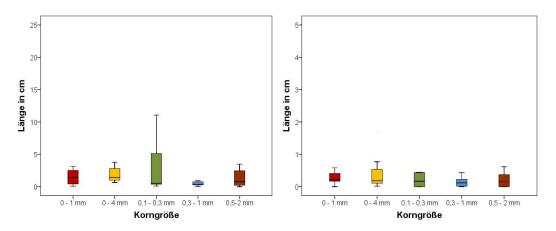


Abbildung 88: (links) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 4 - 5 mm (WinRhizo, 2016)
Abbildung 89: (rechts) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 5 - 6 mm (WinRhizo, 2016)

6.8 Gesamtwurzellänge in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen

Die Gesamtwurzellänge (Summe der Wurzellänge aller Durchmesserklassen) ist in der Bodenkorngröße 0,1 - 0,3 mm am höchsten und nimmt in den größeren Bodenkorngrößen

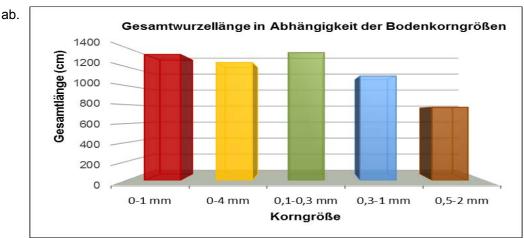


Abbildung 90: Gesamtwurzellängen in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)

Korngröße	0 - 1 mm	0 - 4 mm	0,1 - 0,3 mm	0,3 - 1 mm	0,5 - 2 mm
Gesamtlänge(cm)	1330	1244,6	1349	1102,3	772,8

Tabelle 9: Gesamtwurzellänge in Abhängigkeit unterschiedlicher Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)

6.9 Wurzelvolumen in Abhängigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen

Das größte Wurzelvolumen wurde in der Korngröße 0 - 1 mm festgestellt, wobei sich das Volumen mit der Zunahme der Korngröße verringert.

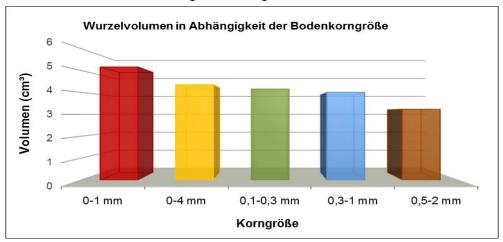


Abbildung 91: Wurzelvolumen in den unterschiedlichen Korngrößen (WinRhizo, 2016)

Korngröße	0 - 1 mm	0 - 4 mm	0,1 - 0,3 mm	0,3 - 1 mm	0,5 - 2 mm
Wurzelvolumen (cm³)	5,2	4,4	4,2	4,0	3,2

Tabelle 10: Wurzelvolumen (cm³) in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)

6.10 Zusammenfassung der Ergebnisse

Die ersten Unterschiede der Wurzelentwicklung waren durch Beobachtung schon während des Versuches 2014 festzustellen. Bei der Bewässerung der Pflanzen war deutlich die Wasserspeicherung der unterschiedlichen Korngrößen erkennbar. Während die Korngrößen 0-1 mm, 0-4 mm, 0,1-0,3 mm und 0,3-1 mm das Wasser sehr langsam aufnahmen, sickerte es in nur wenigen Sekunden durch den Sand der Korngröße 0,5-2 mm. Die Beobachtung bestätigte sich auch im Laborversuch und ist für die Entwicklung der Wurzeln ausschlaggebend.

Die Wurzeln der Purpur-Weide in den höheren Korngrößen 0,3 - 1 mm und 0,5 - 2 mm entwickelten sich während des Versuches nur sehr langsam. Das Anwuchsverhalten nach der 1. Aufnahme am 19.05. 2014 zeigte bei diesen Korngrößen die geringsten Werte. Auch nach der 2. Aufnahme bleibt dieser Trend erhalten, wobei die Wurzeln der Korngröße 0,3 - 1 mm sich noch besser entwickeln konnten als die in der Korngröße 0,5 - 2 mm.

Das beste Anwuchsverhalten bezogen auf die Tiefendurchwurzelung hat nach der 1. Aufnahme die Korngröße 0 - 1 mm. Die Wurzeln in den Korngrößen 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm hatten bei der 2. Aufnahme eine größere Tiefe als die der Korngröße 0 - 1 mm erreicht.

Die Wurzeln breiteten sich in der Korngröße 0 - 1 mm am weitesten aus, wobei hier ein deutlicher Trend zu sehen ist, dass mit der Zunahme der Korngröße das Breitenwachstum der Wurzeln nachlässt. Die Korngröße 0,5 - 2 mm hat eindeutig die geringste Ausbreitung, jedoch war hier ein sehr hoher Bewurzelungsgrad zu erkennen.

Die sichtbare bewurzelte Fläche nach der 1. Aufnahme ist bei der Korngröße 0 - 1 mm wiederum am höchsten. Die Korngrößen 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm sind nach der 2.Aufnahme allerdings nicht erkennbar geringer als die Korngröße 0-1 mm. Die Korngröße 0,3 - 1 mm und 0,5 - 2 mm haben die geringste bewurzelte Fläche, wobei eine hohe Dichte gegeben ist.

Das Wurzelvolumen, berechnet aus den Durchmesserklassen und ihrer Längen, zeigt dass das Volumen mit der Zunahme der Korngröße geringer wird. Auffallend ist die Korngröße 0,3 - 1 mm. Sie hat eine deutlich geringeres Tiefen- und Breitenwachstum als die Korngröße 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm, jedoch fast dasselbe Volumen. Dies ist auf eine dichtere Bewurzelung zurückzuführen.

Dies spiegelt sich auch in der Gesamtwurzellänge wieder. In der Korngröße 0,3 - 1 mm ist die Gesamtwurzellänge zwar geringer als bei den Korngrößen, 0 - 1 mm, 0 - 4 mm und 0,1 - 0,3 mm, aber durch eine größere Wurzeldichte kommt sie den anderen Korngrößen in ihrer Gesamtwurzellänge sehr nahe.

7 Diskussion und Ausblick

In den letzten Jahren wurde die Notwendigkeit zur Untersuchung von leistungsfähigeren Pflanzen mit resistenten Verhalten auf wechselnde Umweltbedingungen und/oder eines limitierten Nährstoffangebotes festgestellt (HERDER *et al.*, 2010; LYNCH & BROWN, 2012). Wegen der großen unterschiedlichen Vielfalt und Dynamik von Wurzeln, haben Studien noch große Herausforderungen zu bewältigen. Versuche zu Wurzelsystemen sind von großer Bedeutung um die Zusammenhänge zwischen ihnen und der Umwelt besser zu verstehen (z.B. RootMap bei DIGGLE 1988; RootTyp bei PAGES *et al.*, 1989; SmartRoot bei LOBET *et al.*, 2011).

Quantitative Daten zu Wurzeln sind bis vor wenigen Jahrzehnten aufgrund von methodischen Schwierigkeiten oder sehr hohen Kosten nur sehr wenig gesammelt worden. Die meisten der bestehenden Untersuchungsmethoden waren sehr teuer und es fehlte generell eine einfache Technik um hochwertige Wurzelbilder aufzunehmen.

Die verwendete Methode, mit Hilfe der Rhizobox den Einfluss der Korngrößen auf die Wurzelentwicklung zu untersuchen, ist generell eine gute und günstige Möglichkeit. Auch für andere Pflanzen, die für die Ingenieurbiologie von großer Bedeutung sind, kann man die Wurzelentwicklung genauer untersuchen. Es ist jedoch von großer Wichtigkeit sich vorerst mit der Konstruktion selbst und dem Versuchsablauf tiefgehend auseinander zu setzen. So ist die Abdunkelung der Beobachtungsscheibe, ein funktionierendes Drainagesystem, eine ausreichende Bewässerung und ein ausreichender Neigungswinkel von 45° der Rhizobox von großem Stellenwert. Nicht zu vergessen sind die Standortbedingungen, welche auf die Box einwirken. Unter Berücksichtigung aller klimatischen Bedingungen kann man den Ausfall, welcher z.B. durch Hitze zustande kommen kann, minimieren.

Als Grundlage für eine Bildanalyse dient ein hochwertiges Wurzelbild und die geeignete Software um dieses auszuwerten. Die zwei verwendeten Bildaufnahmeverfahren, fotografieren und scannen, haben ihre Stärken und Schwächen. Die Qualität der Bilder war beim Scanverfahren meistens höher als bei den Fotos. Bei den Fotos hat man viele unerwünschte Faktoren, die eine automatische Bildauswertung erschweren. Zum Beispiel war der Kontrast vom Substrat zu den Wurzeln nur sehr schwach oder die Plexiglasscheibe hat unerwünschte Reflexionen in den Bildern hinterlassen. Die Bilder mussten daher in einer sehr zeitaufwändigen Prozedur mit einem Bildbearbeitungsprogramm nachgezeichnet werden, um sie später der automatischen Auswertung zu unterziehen. Reflexionen hingegen kann man mit einer besseren, evtl. indirekten Belichtung und einer feiner angepassten Kameraeinstelllungen reduzieren. Die Bildanalyse anhand der Fotos ermöglicht eine nicht destruktive Untersuchung der Wurzeln. Da die Wurzeln nicht beschädigt werden, können dynamische Prozesse (z.B. Wurzelwachstum) über einen längeren Zeitraum beobachtet werden (NEUMANN et al., 2009). Die geeignete bildgebende Methode muss anhand der Forschungsfragen gewählt und evtl. angepasst werden. Weiteres können 2D-Bilder als Basis

für eine 3D-Rekonstruktion eines Wurzelsystems dienen, welche eine sehr günstige Methode ist (CLARK *et al.*, 2011).

In den letzten Jahren ist eine Verlagerung der Versuche vom Feld ins Labor zur Quantifizierung der Wurzelarchitektur zu beobachten. Die Untersuchungen im Labor bringen viele Vorteile mit sich. Unter kontrollierten Bedingungen, nachvollziehbarer Reproduktion und einer großen Möglichkeit bei der Auswahl der Wachstumsbedingungen können gezielt Zusammenhänge und Einflussfaktoren erhoben werden, im Gegensatz zu Feldversuchen mit nur schwer kontrollierbaren Einflüssen. Die zurzeit verwendeten Techniken im Labor sind nach wie vor limitiert, stehen aber in einem ständigen Prozess der Verbesserung (GREGORY, 2009). Auch die Methoden zur Quantifizierung der Wurzelparameter in Erde sind limitiert (TOPP et al., 2013), haben aber dafür den Vorteil des natürlichen Bodens.

Die verwendete Software bietet zurzeit die umfangreichste Lösung zur Quantifizierung der einzelnen Wurzelparameter. Grundlage dafür ist jedoch ein nachgezeichnetes Wurzelbild oder Bild von einem in transparentem Medium (z.B. Glaszylinder mit Nährstofflösung) herangezogenen Wurzelsystem. LE MARIE et al. (2014) analysierte mit drei gängigen Programmen die Wurzelsysteme von Mais. Dabei lieferte GiA Roots die besten Ergebnisse bezüglich des Segmentierungsprozesses für Bildserien, aber auch eine zu hoch eingeschätzte Gesamtwurzellänge. Eine Auswertung von Reiswurzeln mit GiA Roots 2D und GiA Roots 3D erfolgte in TOPP et al. (2013). Hier wurde die Software validiert und anhand eines in silico Wurzelmodells und an einem 3D Drucker erstellten Wurzelsystems überprüft. Die Ergebnisse zeigen im Gegensatz zu LE MARIE et al. (2014), dass die Wurzelparameter, z. B. die Gesamtwurzellänge mit ausreichender Genauigkeit aus den 2D-Bildern berechnet wurden. Ungenauigkeiten zeigten Parameter aus der sichtbaren Wurzelfläche. Der Grund dafür ist der hohe Überkreuzungsgrad der Wurzeln bei dichten Wurzelsystemen. Die 2D Bildaufnahme und der Bildverarbeitungsprozess wurden im Rahmen dieser Arbeit erfolgreich umgesetzt.

Die Entwicklung der Wurzeln ist von vielen Faktoren (Wasser, Nährstoffe, Licht, Temperatur, Bodengefüge) abhängig (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2013). Diese Untersuchung zeigt, dass die Korngrößen die Wurzelentwicklung beeinflusst. Die Korngröße ist das bekannteste und meist verwendete Charakteristikum des Bodens. Eine Reihe von Bodeneigenschaften und –merkmalen sind eng mit der Korngröße verbunden, so auch zwischen der Korngrößenverteilung und dem Wasserhaushalt des Bodens. In Abbildung 90 wird der Zusammenhang zwischen Wasserleitfähigkeit und Bodenkorngrößen dargestellt. Sie zeigt eine steigende Wasserdurchlässigkeit mit der Zunahme der Korngröße. Das heißt, je größer die Körnung, desto mehr Wasser wird weiter bzw. abgeleitet (HARTGE & HORN, 1999).

Dazu ist eine weitere wichtige Kenngröße die Feldkapazität des Bodens (Kap. 2.2.5, Abb. 8). Dies zeigt auch der durchgeführte Laborversuch zur

Wasserspeicherfähigkeit in Kap. 6.2. Die Korngröße 0,5-2 mm hat kein Feinmaterial um das Wasser speichern zu können und ist somit für die Pflanzen auf Staunässe geeignet.

Die Entwicklung der Wurzeln in den ausgewählten Bodenkorngrößen ist in diesen Untersuchungen von der Wasserspeicherfähigkeit des Bodens abhängig, da die Sande keine Nährstoffe haben und die Verdichtung der Böden bei allen gleichhoch war.

Inwiefern die Entwicklung der Wurzeln von höherer Wasserverfügbarkeit, von unterschiedlicher Verdichtung der Böden, unterschiedlichem Nährstoffangebot, von Temperatur und Licht oder von Stresssituationen (Trockenheit, Hitze) abhängig ist, sind wichtige Grundlagen, welche es noch genauer zu erforschen gilt um ihr Zusammenhänge noch besser zu verstehen zu können.

Vor allem in der Züchtung von Kulturpflanzen ist die Steigerung der Ressourcen-Nutzungseffizienz ein wesentliches Ziel. Bisher konzentrierte man sich vorwiegend auf die Verbesserung des Ertragspotentiales unter optimaler Wasser- und Nährstoffaufnahme. Doch die künftigen Rahmenbedingungen erfordern die Ertragsbildung und –stabilität in low-input Systemen. WAINES & EHDAIE (2007) untersuchten die Wurzeln des Weizens in high-input Systemen und zeigten, dass das Zuchtziel Ertragspotential indirekt zu einer Verringerung der Wurzelsystemgröße führte. In diesem Zusammenhang bekommt die Wurzel als Zuchtziel eine immer größere Bedeutung, da bis heute mit wenigen Ausnahmen (Reis, Kichererbse) keine systematische Züchtung von Wurzeleigenschaften stattfindet (KUTSCHKA et al., 2011).

Die Ingenieurbiologie profitiert von solchen Untersuchungen, da man Rückschlüsse auf den geeigneten Pflanzenstandort, bzw. auf das zu verwendende Pflanzenmaterial ziehen kann. Für die Standortbeurteilung müssen natürlich mehrere Aspekte wie z.B. Naturraum, Lage, Höhe, Exposition, Klima, Boden, Wasserhaushalt, natürliche Flora und Fauna sowie Nutzung und deren Ansprüche berücksichtigt werden, um beurteilen zu können, ob eine ingenieurbiologischen Maßnahme erfolgreich sein wird und welche Pflanzen geeignet sind (E.F.I.B, 2015). So kann die hier angewandte Methode zur Untersuchung der Wurzelparameter auch für andere Pflanzen benützt werden, welche für die Ingenieurbiologie von großer Bedeutung sind.

Hat man grundlegende Informationen über Standort, Klima, Boden und Wasserverfügbarkeit, so kann man mit dem Wissen der dort stattfindenden Wurzelentwicklung und mit dem Anwuchsverhalten eine erfolgreiche Bepflanzung vorschlagen.

8 Literaturverzeichnis

ATKINSON D. (1991): Plant Root Growth. Oxford: Blackwell Scientific Publications.

BATES G. H. (1937): A Device for the Observation of Root Growth in the Soil.- Nature 139. S. 966-967; London (Nature Publishing Group).

BLUM E.H.W. (2007): Bodenkunde in Stichworten, Gebr. Borntraeger, Berlin - Stuttgart 2007, S. 42-43.

BÖHM W. (1979): Methods of Studying Root Systems. Ecological Studies 33, Springer-Verlag Berlin Heidelberg New York.

CANELL M.G.R. (1985): Dry matter partitioning in tree crops. In: CANNEL M.G.R., JACKSON J.E. (eds) Attributes of trees as crop plants. Huntington. Institute of Terrestrial Ecology. S. 592.

CHMELA J., MEUSEL W. (1986): Die Weiden Europas. Die Gattung Salix; 3. Auflage; Ziemsen Verlag, Wittenberg-Lutherstadt.

CLARK RT, MACCURDY RB, JUNG JK, SHAFF JE, MCCOUCH SR, ANESHANSLEY DJ, KOCHIAN LV. (2011). Three-Dimensional Root Phenotyping with a Novel Imaging and Software Platform. Plant Physiology 156, S. 455–465.

COMBES R. (1946): La forme des végétaux et le milieu. Colect. Armand Colin 240. Paris.

DE SMET I, WHITE PJ., BENGOUGH G., DUPUY L., PARIZOT B., CASIMIRO I., HEIDSTRA R., LASKOWSKI M., LEPETIT M., HOCHHOLDINGER F., DRAYE X., ZHANG H., BROADLEY MR., PERET B., HAMMOND JP., FUKAKI H., MOONEY S., LYNCH JP., NACRY P., SCHURR U., LAPLAZE L., BENFEY P., BEECKMAN T., BENNETTA M. (2012): Analyzing Lateral Root Development: How to move forward. The Plant Cell 24, S. 15 – 20.

DIGGLE A.J. (1988): ROOTMAP- a model in thre-dimensional coordinates of the growth and structure of fibrous root systems. Plant and Soil, 105: S. 169-178.

DIN ISO 3310-1(2001):Analysensiebe- Technische Anforderungen und Prüfung - Teil 1: Analysensiebe mit Metalldrahtgewebe (ISO 3310-1:2000)

DONG S., NEILSEN D., NEILSEN G. H., WEIS M. (2003): A Scanner-based Root Image Acquisition Technique for Measuring Roots on a Rhizotron Window. Hort Science 38 (7) S. 1385–1388.

DUHAMEL DE MONCEAU H. L. (1758): Sur la direction des tiges et des racines et sur la nutation des différentes parties des plantes. - In: La physique des arbres. Tome II, Livre IV, Chap. VI, Paris, S. 137-176.

E.F.I.B (Europäische Föderation für Ingenieurbiologie, 2015): Europäische Richtlinie für Ingenieurbiologie. S. 6.

FINK S. (1980): Anatomische Untersuchungen über das Vorkommen von Spross- und Wurzelanalgen im Stammbereich von Laub- und Nadelbäumen. Teil I Proventive Anlagen, Teil II Adventive Anlagen. Allgemeine Forst- und Jagdzeitung 151. Jg., Heft 9 und 10.

FLORINETH F. (2012): Pflanzen statt Beton. Sichern und Gestlaten mit Pflanzen. 2. Auflage. Patzer Verlag, Berlin-Hannover.

FREI M., GRAF F., BÖLL A. (2002): Mykorrhiza und Bodenstabilität. Zeitschrift Ingenieurbiologie. Heft 3/2002, S. 1-6. Zürich.

GERSTGRASER C. (1998): Ingenieurbiologische Bauweisen an Fliessgewässern – Grundlagen zu Bau, Belastbarkeit und Wirkungsweisen. Dissertation, Universität für Bodenkultur, Wien.

GiA Roots Manual (2011): Georgia Tech Research Corporation and Duke University.

GRAF F., GERBER W. (1997): Der Einfluss von Mykorrhizapilzen auf die Bodenstruktur und deren bedeutung für den Lebendverbau. Zeitung Forstwesen 11. S. 63 – 886. Schweiz.

GREGORY PJ. (2006): Plant Roots: Growth, activity and interactions with the soils, Blackwell Publishing Ltd.

GREGORY PJ. (2009): Measuring root system architecture: Opportunities and challenges. International Symposium "Root Research and Applications" RootRAP, September 2009, Boku – Wien, Austria.

GUPTA DUTTA S., IBARAKI Y. (2015): Plant Image Analysis: fundamentals and applications. Taylor & Francis Group, Florida.

HACCIUS B., TROLL W. (1961): Über die sogenannten Wurzelhaare an den Keimpflanzen von Drosera- und Cuscuta-ArXen. Beitr. Biol. Pflanz. 36: S. 130-157.

HARTGE K., HORN R. (1999): Einführung in die Bodenphysik. Ferdinand Enke Verlag, Stuttgart.

HARTGE K., HORN R. (2009): Die physikalische Untersuchung von Böden. Schweizerbart´sche Verlagsbuchhandlung. Stuttgart.

HERDER GD., VAN ISTERDAEL G., BEECKMAN T., DE SMET I. (2010): The roots of a new green revolution. Trends in Plant Science 15: S. 11.

HESS D. (2004): Allgemeine Botanik. Ulmer – Verlag, Stuttgart.

HÖRANDL E., FLORINETH F., HADACEK F. (2012): Weiden in Österreich und angrenzenden Gebieten; Eigenverlag des Arbeitsbereichs Ingenieurbiologie und Landschaftsbau, 2. Auflage. Universität für Bodenkultur. Wien.

HUND A. (2014). Rhizoslides: paper-based growth System for non-destructive, high throughput phenotyping of root development by means of image analysis. Plant Methods 10: S. 13.

JOHANNSON N. (1927): Einige Versuche über die Einwirkung verschiedener Belichtung auf die vegetative Entwicklung von *Raphanus sativus*. Flora N. F. 21: S. 222-235.

JURZITZA G. (1987): Anatomie der Samenpflanzen. Georg Thieme Verlag. Stuttgart – New York.

KLAR I. (2011): Untersuchung zu den Auswirkungen des Einlagewinkels von Steckhölzern auf das unterirdische und oberirdische Wachstum am Beispiel der *Salix purpurea*. Bachelorarbeit der Universität für Bodenkultur, Wien.

KLEPPER B. (1991): Root-shoot relationship. In: WAISEL Y., ESHEL A., KAFKAFI U. (eds) Plant roots. The hidden half. New York, Dekker. S. 265-286.

KLEPPER B., KASPER T.C. (1994): Rhizotrons: Their Development and Use in Agricultural Research. Agronomy Journal 86, S. 745.

KNAPP R. (1967): Die Vegetation von Nord- und Mittelamerika und der Hawaii-Inseln. G. Fischer, S. 373. Stuttgart.

KÖSTLER J. N., BRÜCKNER E., BIBELRIETHER H. (1968): Die Wurzeln der Waldbäume, Untersuchungen zur Morphologie der Waldbäume in Mitteleuropa. Hamburg – Berlin.

KRÜSSMAN G. (1997): Die Baumschule. Ein praktisches Handbuch für Anzucht, Vermehrung, Kultur und Absatz der Baumschulpflanzen. 6. Auflage. Parey Buchverlag. Berlin.

KULL U. (2000): Grundriss der allgemeinen Botanik. Spektrum, Akad. Verlag, Heidelberg.

KUTSCHERA L. (1960): Wurzelatlas mitteleuropäischer Äckerunkräuter und Kulturpflanzen. DLG, Frankfurt am Main.

KUTSCHERA L., LICHTENEGGER E. (2002): Wurzelatlas mitteleuropäischer Waldbäume du Stäucher. 1. Auflage. Leopold Stocker Verlag. Graz-Stuttgart.

KUTSCHERA L., LICHTENEGGER E. (2013): Wurzelatlas mitteleuropäischer Waldbäume du Stäucher. 2. Auflage. Leopold Stocker Verlag. Graz-Stuttgart.

KUTSCHKA S., SCHUHWERK D., NAKHFOROOSH A., GRAUSGRUBER H., KAUL H.P.,

KÜCK U., WOLFF G. (2009): Botanisches Grundpraktikum. 2. überarbeitete und aktualisierte Auflage. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg. S. 45.

LE MARIE C., KIRCHGESSNER N., MARSHALLI D., WALTER A, LEITNER D, MEUNIER F., NACRY P., PRIDMORE P. T., SCHNEPF A. (2015): Root System Markup Language: Toward a Unified Root Architecture Description Language. Plant Physiology, Vol. 167 (3): S. 617-627.

LOBET G., DRAYE X., PERILLEUX C. (2013): An online database for plant image analysis software tools. Plant Methods 9: S. 38.

LOBET G., POUND P. M., DIENER J., PRADAL C., DRAY X., GODIN C., JAVAUX M.,

LOBET G., PAGES L., DRYE X. (2011): A Novel Image-Analysis Toolbox Enabling Quantitative Analysis of Root System Architecture. Plant Physiology, Vol. 157: S. 29–39.

LOISKANDL W., BODNER G. (2011): Wurzelmethoden für die Pflanzenzüchtung. 1. Tagung der Österreichischen Gesellschaft für Wurzelforschung. Rumberg-Gumpenstein, S. 19 – 24. LYNCH J. (1995): Root Architecture and Plant Productivity. Plant Physiology. Vol.109: 7-13.

LYNCH JP., BROWN KM. (2012): New roots for agriculture: exploiting the root phenome. Philosophical Transactions of the Royal Society B 367:S. 1595, 1598-1604.

NAGEL K. (2012): GROWSCREEN-Rhizo is a novel phenotyping robot enabling simultaneous measurements of root and shoot growth for plants grown in soil-filled rhizotrons, S. 891-892.

NEUMANN A. (1981): Die mitteleuropäischen Salix-Arten; Mitteilung der forstlichen Bundes-Versuchsanstalt (Hrsg.).Wien.

NEUMANN G., TIMOTHY S. G., PLASSARD C. (2009): Strategies and methods for studying the rhizosphere: the plant science toolbox. Plant and Soil 321: S. 431-456.

NULTSCH W. (2001): Allgemeine Botanik. Thieme – Verlag, Stuttgart.

OMAROVA D. (2016): Die Wurzelarchitektur von Purpur-Weiden in Böden verschiedener Korngrößen – Untersuchungen mit Hilfe der Rhizobox. Dissertation in Bearbeitung. Universität für Bodenkultur. Wien.

ÖNORM L1061-2 (2002): Physikalische Bodenuntersuchungen - Bestimmung der Korngrößenverteilung des Mineralbodens, Teil 2: Feinboden, Hrsg: Österreichisches Normungsinstitut. Wien.

OSMONT KS., SIBOUT R., HARDTKE CS. (2007): Hidden Branches: Developments in Root System Architecture. Annal Review of Plant Biology 58, S. 93–113.

PAGES L., JORDAN M., PICARD D. (1989): A simulation model oft he three-dimensional architekture oft he maize root system. *Plant and Soil* 119: S. 147-154.

PERRET JS., AL-BELUSHI ME., DEADMAN M. (2007). Non-destructive visualization and quantification of roots using computed tomography. Soil Biology and Biochemistry 39:2, S. 391-399.

POLOMSKI J., KUHN N. (1998): Wurzelsysteme, Verlag Paul Haupt. Bern – Stuttgart – Wien.

RAMANN E. (1898): Der Einfluss verschiedener Bodendecken auf die physikalischen Eigenschaften der Böden. Zeitschrift Forst- u. Jagdwirtschaft. 30: S. 541-483.

RAUCH H.P. (1998): Hydraulischer Einfluss von Gehölzstrukturen am Beispiel der ingenieurbiologischen Versuchsstrecke am Wienfluss, Dissertation, Universität für Bodenkultur. Wien.

RÖHRIG E. (1966): Die Wurzelentwicklung der Waldbäume in Abhängigkeit von den ökologischen Verhältnissen. Forstarchiv 37: S. 217-229.

ROWELL LD. (1997): Bodenkunde, Untersuchungsmethoden und ihre Anwendung. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, 1997, S. 103 - 138.

SAI (2016): Easy Paint Tool SAI. Version 1.2.5., Systemax Software Development

SCHEFFER F., SCHACHSTSCHNABEL P. (2010): Lehrbuch der Bodenkunde. 16. Auflage. Spektrum Akademischer Verlag GmbH Heidelberg – Berlin.

SCHIECHTL H.M. (1992): Weiden in der Praxis: Die Weiden Mitteleuropas. ihre Verwendung und ihre Bestimmung. Patzer Verlag. Berlin – Hannover.

SCHIECHTL H.M., BEGEMANN W. (2002): Naturnaher Wasserbau – Anleitung für ingenieurbiologische Bauweisen. Ernst-Verlag. Berlin.

SCHLÜTER U. (1996): Pflanze als Baustoff- Ingenieurbiologie Praxis und Umwelt; 2. Auflage; Platzer Verlag Berlin – Hannover.

SCHLÜTER U. (1984): Zur Geschichte der Ingenieurbiologie. Landschaft und Stadt, Heft 16 (1/2), S. 2 – 9.

SCHULZ H., POSTMA JA., VAN DUSSCHOTEN D., SCHARR H., BEHNKE S. (2012): 3D Reconstruction of Plant Roots from MRI Images. In: Proceedings of the International conference on computer Vision Theory and Applications (VISAPP), Rome.

SELBY M.J. (1993): Hillslope Materials and Processes. 2nd Edition, Oxford University Press. Oxford.

SHAVER GR., BILLINGS WD. (1975): Root Production and Root Turnover in a Wet Tundra Ecosystem, Barrow. Ecology 56:2, S. 401-409.

SMIT A.L., BENGOUGH A.G., ENGELS C., NOORDWIJK M., PELLERIN S., GEIJN S.C. (eds.) (2000): Root Methods. Springer-Verlag, Berlin.

SMUCKER AJM., FERGUSON JC., DEBRUYN WP., BELFORD RK., RITCHIE JT. (1987): Image Analysis of Video-Recorded Plant Root Systems. In: Taylor H. (Hrsg.). Minirhizotron Observation Tubes: Methods and Applications for Measuring Rhizosphere Dynamics, 67–80.

TAYLOR HM., HUCK MG., KLEPPER B., LUND ZF. (1970): Measurement of soil-grown roots in a rhizotron. Agronomy Journal 62, 807–809.

TOBIAS S. (1991): Bautechnisch nutzbare Verbundfestigkeit von Boden und Wurzel. Dissertation ETH Zürich Nr. 9483.

TOPP CN., IYER-PASCUZZI AS., ANDERSON JT., LEE C., ZUREK PR., SYMONOVA O., ZHENG Y, BUCKSCH A., MILEYKO Y., GALKOWSKY T., MOORE BT., HARER J., EDELSBRUNNER H., MITCHELI-OLDS T, WEITZ JS., BENEFEY PN. (2013). 3D phenotyping and quantitative trait locus mapping identify core regions of the rice genome controlling root architecture. Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America 110:18, S. 1695-1704.

TURNER H., STREULE A. (1983): Wurzelwachstum und Sproßentwicklung junger Koniferen um Klimastress der alpinen Waldgrenze mit Berücksichtigung von Mikroklima, Photysnthese und Stoffproduktion. In: BÖHM W., KUTSCHERA L. LICHTENEGGER E. Wurzelökologie und ihre Nutzanwendung. BVA Gumpenstein, Irding.

UPCHURCH DR., RITCHIE JT. (1984): Battery-operated color video camera for root observation in mini-rhizotrons. Agronomy Journal 76, S. 1015-1017.

WAINES J.G., EHDAIE B. (2007): Domestication and crop physiology:roots of green-revolution wheat. Ann. Bot. 100, S. 991-998.

WAISEL Y., ESHEL A., KAFKAFI U. (HRSG.). (2002). Plant Roots - The Hidden Half, 3. Auflage, Marcel Dekker Inc., New York.

WinRhizo[™] (2009): Regent Instruments Canada Inc.

ZAMG - ZENTRALANSTALT FÜR METEOROLOGIE UND GEODYNAMIK (2016): Klimadaten von Groß Enzersdorf 2014 - 2015. Wien.

ZEH H. (2010): Ingenieurbiologische Bauweisen im naturnahen Wasserbau – Praxishilfe; Bundesamt für Umwelt BAFU (Hrsg.); BBL Vertrieb Bundespublikationen.

ZOBEL R., WAISEL Y. (2010): A plant root system architectural taxonomy: A framework for root nomenclature. Plant Biosystems 144:2, S. 507–512.

9 Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1:Schematischer Längs- und Querschnitt durch eine Dikotyledonen-Sprossachse (HESS 2004, S. 165)5
Abbildung 2: primäre Sprossachse im Querschnitt: a) vor und b) nach Einsetzen der Kambiumtätigkeit, c) sekundäres Dickenwachstum bei einem dreijährigen Spross (KULL 2000, S. 122)
Abbildung 3: Übersicht des anatomischen Aufbaus der Wurzel im Längs- und Querschnitt 7
Abbildung 4: Schematische Darstellung des sekundären Dickenwachstums der Wurzel (KÜCK & WOLFF, 2009, S. 130)
Abbildung 5: unterschiedliche Geotropismen10
Abbildung 6: Korngrößenverteilung und Kornsummenkurven verschiedener Böden (http://www.geodz.com/deu/d/Korngr%C3%B6ssenverteilungGeodz, 14.11.2015) 12
Abbildung 7: Wasserhaushalt eines Standortes (http://www.passnano.com/6.html, 16.11.2014)
Abbildung 8: Allgemeiner Verlauf von Wasserspannungskurven bei Sandböden, tonigen Schluffböden (Lössboden) und Tonböden (A-Horizonte). FK = Feldkapazität, PWP = permanenter Welkepunkt, LK = Luftkapazität (https://www.grower.ch/forum/threads/infoboden-und-wasser.12765, 16.11.2015)
Abbildung 9: Steckhölzer werden normal zur Böschung bzw. leicht schräg in den Boden gesetzt (SCHIECHTL, 1973)
Abbildung 10: Scherfestigkeit als Sicherheit gegen Abrutschen (SELBY, 1993)22
Abbildung 11: Die dichotome Verzweigung findet an der Wurzelspitze statt; die seitliche Verzweigung beginnt erst in einiger Entfernung von der Wurzelhaube. a) Monopodiale: die Seitenwurzeln haben ein geringeres Wachstum als die Mutterwurzel b) Sympodiale: die Seitenwurzeln und die Hauptwurzel werden gleich stark gefördert (POLOMSKI & KUHN 1998, S.39)
 Abbildung 12: (A)Schematische Darstellung der allorhizen Wurzelarchitektur einer Dicotyledonen (veranschaulicht an einem 5- und 12-tägigem Keimling von Arabidopsis). (B) Schematische Darstellung einer typischen homorhizen Wurzelarchitektur einer Monokotyledonen (veranschaulicht an einem 7- und 14-tägigem Keimling von Reis). Keine Darstellung von Wurzelhaaren. PW: Primärwurzel, LW: Lateralwurzel, AW: Adventivwurzel (OSMONT et al., 2007).
Abbildung 13 zeigt einen Unterschied in der Bewurzelungstiefe bei einem tiefgründig erwärmten Lehmboden (links) und bei einem weniger tiefgründigen erwärmten Sandboden (rechts) (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002, S.32)

Abbildung 14: Schematische Darstellung der Wasserspeicherung von unterschiedlichen Böden nach einem Regenfall von 50 mm in ariden Gebieten (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002, S.32)
Abbildung 15: (links) Blätter und Knospen der Purpur-Weide
Abbildung 16: (rechts) Kätzchen der Purpur-Weide
Abbildung 17: Habitus der <i>Salix purpurea</i> , St. Ruprecht bei Villach, Lockersediment- Braunerde auf Niederterasse (KUTSCHERA & LICHTENEGGER, 2002, S.505)36
Abbildung 18: Wiener Bezirke mit der Verortung des Versuchsgartens Essling (wien.gv.at/stadtplan, 18.11.2016)
Abbildung 19: Monatliche Temperatur Mittel (°C) in Groß Enzersdorf für das Jahr 2014 (ZAMG, 2016)
Abbildung 20:Monatliche Niederschlagssummen(mm) von Groß Enzersdorf für das Jahr 2014 (ZAMG, 2016)39
Abbildung 21: Monatlicher Durchschnitt der Sonnenstunden (h) pro Tag in Groß Enzersdorf für das Jahr 2014 (ZAMG, 2016)
Abbildung 22: Monatliche Temperatur Mittel (°C) in Groß Enzersdorf für das Jahr 2015 (ZAMG, 2016)40
Abbildung 23: Monatliche Niederschlagssummen (mm) von Groß Enzersdorf für das Jahr 2015 (ZAMG, 2016)40
Abbildung 24: Monatlicher Durchschnitt der Sonnenstunden (h) pro Tag in Groß Enzersdorf für das Jahr 2015 (ZAMG, 2016)
Abbildung 25: a,b,c: Abmessungen der Rhizobox, d:fertig konstruierte, mit Drainageschicht, Vlies und Substrat befüllte Rhizobox (DINARA OMAROVA, 2016)42
Abbildung 26 (links):: Abkühlung der Proben im Exsikkator
Abbildung 27 (rechts): Einwaage der Proben für die Nassiebung durch Dinara Omarova und Stefan Dorrighi43
Abbildung 28: (links) Aufbringen des Substrates auf das Sieb durch Dinara Omraova und Peter Dorrighi44
Abbildung 29: (mitte) Auswaschen der Siebe durch Peter Dorrighi44
Abbildung 30: (rechts) Trocknung der Fraktionsgrößen in der Trockenkammer bei 105°C 44
Abbildung 31: Entnahme der Suspension nach 7h durch Dinara Omarova44
Abbildung 32: (links) Vorbereitung zur Messung der Wasserpeicherkapazität. Gefäß für Restwasser, Spritzflasche, Spatel, 250 ml Auffanggefäß, passender Trichter, Papierfilter, Waage,Notizblock
Abbildung 33: (rechts) Einwaage von 10g Quarzsand für die Messung der Wasserspeicherfähigkeit
Abbildung 34: (links) Steckhölzer der Purnur-Weide (OMAROVA 2016) 47

Abbildung 35: (rechts) Steckhölzer nach 3 Wochen (OMAROVA, 2016)47
Abbildung 36: Bepflanzte Rhizoboxen in der 3. Woche nach Versuchsstart (OMAROVA, 2016)
Abbildung 37: Schematische Darstellung der Versuchsdurchführung
Abbildung 38: (links) Layout von Plant Image Analysis (LOBET et al., 2013)50
Abbildung 39: (rechts) Anzahl von verfügbarer Software für bestimmte Pflanzenorgane (LOBET et al., 2013)
Abbildung 40: Darstellung der Erklärung von einen Teil der existierenden Software (LOBET et al., 2013)
Abbildung 41: Beispiel eines Rasterbildes mit 12 Pixel Breite und 6 Pixel Höhe51
Abbildung 42: Kameraeinstellungen der verwendeten Kamera Nikon D8051
Abbildung 43: Links: das Original-Bild, Mitte: Wurzelsystem der linken Pflanze, Rechts: Wurzelsystem der rechten Pflanze
Abbildung 44: Übersicht des Layouts und die durchzuführenden Schritte (GiA Roots Manual, 2011)
Abbildung 45: Beispielbilder der zu messenden Wurzelsystemparameter (GiA Roots Manual, 2011)
Abbildung 46: Grundlage für die Nutzung aller Messungen (GiA Roots Manual, 2011) 54
Abbildung 47: Scan des Wurzelsystems mithilfe eines Flachbeetscanners (<i>Salix purpurea</i>) (OMAROVA, 2016)
Abbildung 48: Darstellung der Bearbeitungsoberfläche von WinRhizo (WinRHIZO™ ,2009)56
Abbildung 49: Monatlicher Durchschnitt der Sonnenstunden (h) pro Tag in Groß Enzersdorf (ZAMG, 2016)
Abbildung 50: Monatliche Temperatur Mittel (°C) von 2014/2015 in Groß Enzersdorf (ZAMG, 2016)
Abbildung 51: Monatliche Niederschlagssumme (mm) von Groß Enzersdorf (ZAMG, 2016)57
Abbildung 52: Korngrößenverteilung der ausgewählten Bodenkorngrößen (LABORVERSUCH, 2016)
Abbildung 53: Gemessene Wasserspeicherfähigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen
Abbildung 54: Boxplot zur Wasserspeicherfähigkeit der unterschiedlichen Bodenkorngrößen (LABORVERSUCH, 2016)
Abbildung 55: Gemessene Wurzeltiefe, -breite und -fläche der Bildanalyse (GiA Roots, 2016)
Abbildung 56: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. Links: 19.05.2014

Abbildung 57: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)
Abbildung 58: Gemessene Wurzeltiefe, -breite und -fläche der Bildanalyse (GiA Roots, 2016)
Abbildung 59: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich62
Abbildung 60: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)63
Abbildung 61: Gemessene Wurzeltiefe, -breite und -fläche der Bildanalyse (GiA Roots, 2016)
Abbildung 62: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. Links: 19.05.2014, Rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)64
Abbildung 63: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)
Abbildung 64: Gemessene Wurzeltiefe, -breite und -fläche der Bildanalyse (GiA Roots, 2016)
Abbildung 65: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. Links: 19.05.2014, Rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)
Abbildung 66: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)66
Abbildung 67: Gemessene Wurzeltiefe, -breite und -fläche der Bildanalyse (GiA Roots, 2016)
Abbildung 68: Die nachgezeichneten Wurzelbilder im Vergleich. links: 19.05.2014, rechts: 06.06.2014 (SAI, 2016)
Abbildung 69: Ergebnis der gescannten Wurzeln in WinRhizo bezogen auf den 06.06.2014 (WinRhizo, 2016)67
Abbildung 70: Überblick über die räumliche Entwicklung der Wurzeln in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (SAI, 2016)68
Abbildung 71: Vergleich der Durchwurzelungstiefe zwischen den Korngrößen, 1. Aufnahme
Abbildung 72: Boxplot zur Durchwurzelungstiefe in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen, 1. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)69
Abbildung 73: Vergleich der Durchwurzelungstiefe zwischen den Korngrößen. 2. Aufnahme
Abbildung 74: Boxplot zur Durchwurzelungstiefe in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen. 2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)70
Abbildung 75: Vergleich der Durchwurzelungsbreite zwischen den Korngrößen, 1. Aufnahme

Abbildung 76: Boxplot zur Durchwurzelungsbreite in den unterschiedlicher
Bodenkorngrößen, 1. Aufnahme (Bildanalyse, GiA Roots,2016)
Abbildung 77: Vergleich der Durchwurzelungsbreite zwischen den Korngrößen, 2. Aufnahme
Abbildung 78: Boxplot zur Durchwurzelungsbreite in den unterschiedlicher Bodenkorngrößen, 2. Aufnahme (Bildanalyse GiaRoots,2016)72
Abbildung 79: Vergleich der sichtbaren bewurzelten Fläche zwischen den Korngrößen, 1 Aufnahme73
Abbildung 80: Boxplot zur sichtbaren bewurzelten Fläche in den unterschiedlicher Bodenkorngrößen, 1.Aufnahme (Bildanalyse, GiA Roots,2016)
Abbildung 81: Vergleich der sichtbaren bewurzelten Fläche zwischen den Korngrößen, 2 Aufnahme74
Abbildung 82: Boxplot zur sichtbaren bewurzelten Fläche in den unterschiedlicher Bodenkorngrößen, 2. Aufnahme (Bildanalyse GiA Roots, 2016)
Abbildung 83: Gesamtlängen der Wurzeln in den gewählten Durchmesserklasser unterschiedlicher Korngrößen (WinRhizo, 2016)
Abbildung 84: (links) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 0 - 1 mn (WinRhizo, 2016)
Abbildung 85: (rechts)Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 1 - 2 mn (WinRhizo, 2016)
Abbildung 86: (links) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 2 - 3 mn (WinRhizo, 2016)
Abbildung 87: (rechts) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 3 - 4 mn (WinRhizo, 2016)
Abbildung 88: (links) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 4 - 5 mn (WinRhizo, 2016)
Abbildung 89: (rechts) Boxplot zur Wurzellänge in der Durchmesserklasse 5 - 6 mn (WinRhizo, 2016)
Abbildung 90: Gesamtwurzellängen in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (WinRhizo 2016)
Abbildung 91: Wurzelvolumen in den unterschiedlichen Korngrößen (WinRhizo, 2016)

10 Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: unterschiedliche Wurzelparameter (SMIT et al., 2000)28
Tabelle 2: Fallzeiten in Abhängigkeit von der Suspensionstemperatur (ÖNORM L1061-2, 2002)
Tabelle 3: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in der Bodenkorngröße 0 – 1 mm (WinRhizo, 2016)
Tabelle 4: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen0 - 4 mm (WinRhizo, 2016)
Tabelle 5: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen 0,1 – 0,3 mm
Tabelle 6: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen 0,3 – 1 mm (WinRhizo, 2016)
Tabelle 7: Die Gesamtwurzellänge der einzelnen Durchmesserklassen in den Korngrößen 0,5 – 2 mm (WinRhizo, 2016)
Tabelle 8: Gesamtwurzellängen (in cm) der einzelnen Durchmesserklassen in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)
Tabelle 9: Gesamtwurzellänge in Abhängigkeit unterschiedlicher Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)
Tabelle 10: Wurzelvolumen (cm³) in den unterschiedlichen Bodenkorngrößen (WinRhizo, 2016)