

Untersuchung der Abwehrreaktion

von *Robinia pseudoacacia* bei

Inokulation mit *Verticillium nonalfalfaef*

MASTERARBEIT

zur Erlangung des akademischen Grades
„Diplom-Ingenieur“

durchgeführt am Institut für Botanik
an der Universität für Bodenkultur Wien

vorgelegt von
Marcus Feldbaumer, BSc.

Betreuer:
Assoc. Prof. Dipl.-Ing. Dr. Sabine Rosner,
Ao. Univ. Prof. Dipl.-Ing. Dr. nat. techn. Erhard Halmschlager

März 2018

Ich erkläre eidesstattlich, dass ich die Arbeit selbständig angefertigt, keine anderen als die angegebenen Hilfsmittel benutzt und alle aus ungedruckten Quellen, gedruckter Literatur oder aus dem Internet im Wortlaut oder im wesentlichen Inhalt übernommenen Formulierungen und Konzepte gemäß den Richtlinien wissenschaftlicher Arbeiten zitiert, durch Fußnoten gekennzeichnet bzw. mit genauer Quellenangabe kenntlich gemacht habe.

(Ort, Datum)

(Unterschrift)

Abstract

Robinia pseudoacacia, which is a tree originally native to North America, is considered to be an invasive neophyte in some parts of Europe including Eastern Austria. Its excessive appearance in commercial forests and areas relevant for nature conservation can lead to ecological and economical disadvantages due to its ability to crowding out indigenous flora.

Mechanical control is mostly not leading to satisfactory results because it is cost intensive and lacks efficacy. Therefore, a promising myco-herbicide based on the vascular wilt *Verticillium nonalfalfa*e which was developed for the equally invasive tree *Ailanthus altissima* was tested at *R. pseudoacacia*. A previous study found that contrary to *A. altissima*, *R. pseudoacacia* reacted very plastically and was able to sprout again after initial wilting.

This study investigates the wood anatomical reaction as well as wood anatomic features of black locust with regard to the application of the myco- herbicide. Therefore, anatomical analyses of infected and noninfected wood were conducted and furthermore infected wood of *A. altissima* was investigated.

Results suggest that *R. pseudoacacia* is able to compensate infected vascular tissue by producing new vessels in latewood, which have a similar appearance to earlywood vessels. This additional vascular tissue may enable the tree to survive the infection. The accumulation of phenolic substances in wood tissue may additionally make it more difficult for *V. nonalfalfa*e to invade *R. pseudoacacia*.

It is therefore doubtful that the strain of *V. nonalfalfa*e used for inoculation can be applied successfully as a bioherbicide for *R. pseudoacacia*.

Keywords: *Robinia pseudoacacia*, black locust, *Verticillium*- Wilt, biological control, wood anatomy

Kurzfassung

Die ursprünglich in Nordamerika beheimatete Baumart *Robinia pseudoacacia*, die Gewöhnliche Robinie, gilt in Teilen Europas, so auch im Osten Österreichs, als invasiver Neophyt, dessen übermäßiges Aufkommen sowohl im Wirtschaftswald als auch in naturschutzrelevanten Gebieten durch sein enormes Verdrängungspotential heimischer Flora ökonomische wie auch ökologische Nachteile haben kann. Mechanische Bekämpfungsmaßnahmen führen aufgrund ihrer Kostenintensität und mangelnder Wirksamkeit meist nicht zu einem befriedigenden Ergebnis.

Aus diesem Grund wurde ein vielversprechendes Myko-Herbizid, basierend auf dem Weckerreger *Verticillium nonalfalfa*e, welches ursprünglich zur Bekämpfung des ebenfalls invasiven Neophyten *Ailanthus altissima*, dem Götterbaum, entwickelt wurde, auch an *R. pseudoacacia* getestet. Eine Vorstudie wurde zu diesem Zweck im Rahmen einer vorhergehenden Masterarbeit durchgeführt. Im Gegensatz zu *A. altissima* reagierte die Robinie sehr plastisch und konnte sich nach anfänglichem Welken wieder erholen und erneut austreiben.

Die vorliegende Arbeit untersucht die holzatomische Reaktion sowie die holzspezifischen Besonderheiten der Robinie im Hinblick auf die Applikation des Myko-Herbizides. Zu diesem Zweck wurden anatomische Analysen vom Holz behandelter und unbehandelter Robinien durchgeführt. Zusätzlich wurden Präparate von *A. altissima* für eine vergleichende qualitative Analyse hergestellt. Die vorliegenden Ergebnisse zeigen auf, dass *R. pseudoacacia*, bei Inokulation mit *V. nonalfalfa*e, imstande ist, mithilfe eines frühholzähnlichen Porenkreises im Spätholz befallenes Leitungsgewebe teilweise zu ersetzen, um ein gänzliches Absterben der Pflanze zu verhindern. Phenolische Einlagerungen im Holz der Robinie dürften es dem Pilz zusätzlich erschweren, *R. pseudoacacia* erfolgreich zu besiegen. Es muss deshalb bezweifelt werden, ob der verwendete Stamm von *V. nonalfalfa*e erfolgreich als Bioherbizid für *R. pseudoacacia* eingesetzt werden kann.

Schlüsselwörter: *Robinia pseudoacacia*, Robinie, *Verticillium*- Welke, biologische Bekämpfung, holzatomische Studie

Danksagung

An dieser Stelle möchte ich mich bei all jenen bedanken, die mich während dem Anfertigen dieser Arbeit unterstützt und motiviert haben.

Mein besonderer Dank gilt Sabine Rosner, die meine Masterarbeit mir viel Engagement und Geduld betreut hat und mir wertvolle fachliche Unterstützung zukommen ließ. Ebenso möchte ich mich bei Julia Probst und Susi Scheffknecht bedanken, die mir die Labor-technik näherbrachten und mir auch sonst immer mit Rat und Tat zur Seite standen, sowie bei Peter Hietz und Danny Tholen für ihre Unterstützung.

Ganz herzlich möchte ich mich auch bei Oliver Maschek und Kevin Kletzmayr bedanken, die mir besonders in der Anfangsphase die Thematik näherbrachten und bei Erhard Halm-schlager, dessen Anstoß diese Arbeit erst möglich machte. Auch bei Michael Grabner möchte ich mich für seine Expertise bedanken und ebenso bei Gerhard Riedel, der mir mit dem Zuschneiden der Bloche eine wertvolle Hilfestellung leistete.

Für die finanzielle Unterstützung möchte ich mich bei meinen Eltern und Großeltern bedanken, die mir so das Studium ermöglicht haben. Auch allen Freunden möchte ich von Herzen „Danke“, für jede Form der Unterstützung, sagen.

Inhaltsverzeichnis

Inhalt

Abstract	III
Kurzfassung.....	IV
Danksagung	V
Inhaltsverzeichnis.....	VI
1. Einleitung	1
1.1. Anlass der Studie	2
1.2. Ziele der Studie.....	3
2. Material und Methoden	4
2.1. <i>Robinia pseudoacacia L.</i> – Die gewöhnliche Robinie.....	4
2.1.1. Systematik und Name	5
2.1.2. Botanische Merkmale	5
2.1.3. Verbreitungsgebiet	6
2.1.4. Standortsansprüche	8
2.1.5. Holz	9
2.1.6. Verwendung	10
2.1.7. Invasivität und ökosystemverändernde Eigenschaften	11
2.2. <i>Ailanthus altissima</i> (Mill.) SWINGLE – Der Götterbaum.....	12
2.2.1. Systematik und Name	13
2.2.2. Botanische Merkmale	13
2.2.3. Verbreitungsgebiet	13
2.2.4. Standortsansprüche	14
2.2.5. Holz	14
2.2.6. Verwendung	14
2.2.7. Invasivität und ökosystemverändernde Eigenschaften	15
2.3. <i>Verticillium</i> spp. – Die <i>Verticillium</i> -Welke.....	15
2.3.1. Lebenszyklus und Symptomatik von <i>Verticillium</i> spp. an Gehölzpflanzen.....	18
2.3.2. <i>Verticillium nonalfafae</i> INDERBITZIN et al.....	22
2.4. Probenmaterial.....	23
2.4.1. Standorte.....	23
2.4.2. Die Götterbaumproben.....	27
2.5. Methoden	28

2.5.1.	Die Zuwachsbohrungen.....	28
2.5.2.	Das Schneiden der Bloche	29
2.5.3.	Die Holzschliffe	29
2.5.4.	Herstellung der anatomischen Schnitte.....	30
2.5.5.	Analysen an den Bohrkernen.....	37
2.5.6.	Statistische Analyse.....	38
3.	Ergebnisse	40
3.1.	Qualitative Ergebnisse der geschliffenen Stammscheiben.....	40
3.1.1.	Makroskopische Symptome der <i>Verticillium</i> - Infektion von <i>R. pseudoacacia</i>	40
3.1.2.	Unterschiedliche makroskopische Symptomausprägungen der Proben vom Standort Schotterteich vs. Standort Silberberg.....	42
3.1.3.	Überblick aller in dieser Arbeit hergestellten geschliffenen Stammscheiben	44
3.2.	Qualitative Auswertung der Binokularaufnahmen.....	58
3.3.	Ergebnisse der qualitativen Auswertung der anatomischen Schnitte.....	60
3.4.	Vorschädigung der Schotterteichproben.....	64
3.5.	Statistische Auswertung der Silberbergproben	65
3.5.1.	Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen des Jahrrings 2014 zwischen inokulierten Bäumen und Kontrollbäumen	65
3.5.2.	Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen über die Höhe (2 m vs. 4 m).....	68
3.5.3.	Mittelwertvergleiche der relativen Gefäßflächen der Jahre 2012- 2014 auf Probenhöhe 4 m	70
3.5.4.	Mittelwertvergleiche der relativen Gefäßflächen der Kompartimente auf Probenhöhe 2 m	73
3.5.5.	Statistische Analyse der Zellwandstärke der Libriformfasern	74
4.	Diskussion	76
4.1.	Mögliche Vorschädigung der Robinien am Standort Schotterteich	76
4.2.	Vergleich der Vulnerabilität von <i>A. altissima</i> und <i>R. pseudoacacia</i> bezüglich der Infektion mit <i>V. nonalfalfa</i>	78
4.2.1.	Die strukturelle Konstitution.....	79
4.2.2.	Strukturelle Aspekte der Befallsreaktion	80
4.2.3.	Biochemische Konstitution und Reaktion auf den Befall	84
4.2.4.	Infektionsverlauf und induzierte Resistenz	85
4.3.	Hyphenwachstum nach dem Absterben der Pflanze bzw. nach der Fällung	86
5.	Conclusio.....	87
	Quellenverzeichnis.....	88
	Abbildungsverzeichnis.....	100

1. Einleitung

Die Einwanderung fremder Arten in neue Ökosysteme ist ein fundamentaler Aspekt der Natur und ist deren fester Bestandteil, von dem Zeitpunkt an, als Leben auf der Erde erstmals entstand. Durch anthropogene Aktivitäten, wie dem globalen Austausch von Waren und Wanderbewegungen des Menschen selbst, wurde dieser eigentlich natürliche Prozess, teils unbeabsichtigt, teils vorsätzlich, in beispiellosem Maße beschleunigt und führte nicht selten zu verwüsteten Ökosystemen und verheerenden ökonomischen Schäden. Manche dieser neu eingeführten Arten konnten sich dermaßen erfolgreich gegen die hiesigen Vertreter behaupten, dass sie sich invasiv ausbreiten und heimische Arten verdrängen konnten. So besteht beispielsweise gegenwärtig fast die Hälfte der Flora von Hawaii und Neuseeland aus invasiven Pflanzenarten (DRAKE 2005).

Auch in Mitteleuropa hat die Ausbreitung gebietsfremder Arten, geschuldet dem intensiven globalen Handel und der Reisetätigkeit des Menschen, ein erhebliches Ausmaß erreicht (WILHELM et al. 2012).

Grundsätzlich kann bei nicht heimischen Arten zwischen Archäobiota, also jenen Arten die in der Naturlandschaft noch nicht vorhanden waren, aber sich bereits vor Beginn der Neuzeit eingebürgert haben, und Neobiota, also Arten die erst nach Beginn der Neuzeit (1492 n. Chr.) erstmals vertreten waren, unterschieden werden (WITTING & NIEKISCH 2014).

Die meisten neu eingeführten Arten werden allerdings nicht zum Problem und erweisen sich dem Menschen gar oft als nützlich. Jedoch sind ob ihrer besonderen Eigenschaften gewisse Spezies in der Lage, sich einen Konkurrenzvorteil gegenüber den heimischen Arten zu verschaffen und neue Nischen zu besetzen (KÜFFER 2014). In weiterer Folge können sie eine ernste Bedrohung der ursprünglichen biologischen Vielfalt darstellen (ESSEL & RABITSCH 2002).

Bezüglich neophytischer Gefäßpflanzen in Österreich zeigt sich demnach ein ähnliches Bild. Von den 1110 Neophyten, die in Österreich vorkommen, verursachen nur 14 Arten ökonomische Schäden in Land- und Forstwirtschaft und weitere 17 Arten gelten als invasive Neophyten, die in naturnahe Lebensräume eindringen und diese stören können (ESSEL & RABITSCH 2002). Zwei dieser Arten, namentlich *Robinia pseudoacacia* LINNÉ, die

Gewöhnliche Robinie und *Ailanthus altissima* (MILL.) SWINGLE, der Götterbaum, sind Gegenstand dieser Arbeit.

1.1. Anlass der Studie

Wie bereits erwähnt, können Neobiota eine Bedrohung heimischer Ökosysteme darstellen und sind somit einer der Faktoren, die die globale Biodiversität negativ beeinflussen können.

Seit dem Jahr 1995 ist Österreich Vertragspartner der UN-Konvention über die biologische Vielfalt (Convention on Biological Diversity/ CBD), die seit 29. Dezember 1993 in Kraft ist (UMWELTBUNDESAMT 2018). Bezuglich Neobiota wird hier in Artikel 8 (h) festgehalten:

"Jede Vertragspartei wird, soweit möglich und sofern angebracht, die Einbringung nichtheimischer Arten, welche Ökosysteme, Lebensräume oder Arten gefährden, verhindern, diese Arten kontrollieren oder beseitigen."

Die von der EU 2011 vorgelegte Strategie zur Eindämmung des Biodiversitätsverlustes bis 2020 (2011/2307(INI)) sieht ebenfalls die Bekämpfung invasiver Arten als eine von sechs Maßnahmen vor und die auf dessen Basis erarbeitete Biodiversitäts-Strategie Österreich 2020+ nennt als eine ihrer Maßnahmen folglich auch das Management invasiver Arten, um Biodiversitätsverlust entgegenzuwirken (BMNT 2014).

Die Bekämpfung von bereits in weiten Teilen Österreichs etablierten Neophyten ist allerdings nur in seltenen Fällen erfolgreich. Einzelne Arten zeigen sich bisweilen völlig unbeeindruckt allen Anstrengungen gegenüber, ihre Zahl zu dezimieren. Darunter sind auch *R. pseudoacacia* und *A. altissima* (ESSEL & RABITSCH 2002). Bisher angewandte mechanische Bekämpfungsmaßnahmen, wie das Ringeln und das Ausschneiden der Wurzeltriebe, sind meist extrem arbeits- und zeitintensiv (ESSEL & HAUSER 2002).

Aus diesem Grunde untersuchte MASCHEK (2011) in seiner Diplomarbeit "Untersuchungen zur biologischen Bekämpfung von *Ailanthus altissima*" die Eignung eines österreichischen Isolates des Welkeerregers *Verticillium nonalfalfaef* INDERBITZIN et al. als biologisches Mykoherbizid und konnte dessen Wirkung an *A. altissima* bestätigen (MASCHEK 2011; MASCHEK & HALMSCHLAGER 2016). Aufgrund dieser vielversprechenden Ergebnisse wurde das Isolat in der von KLETZMAYR (2016) durchgeführten Diplomarbeit "Vorstu-

die zur Bekämpfung von *Robinia pseudoacacia* (Robinie)“ auch an *R. pseudoacacia* getestet. Jedoch konnte der Pilz hier nicht dieselbe Wirksamkeit erzielen. Nach anfänglichem Welken der inokulierten Bäume konnten sich diese schnell erholen und neuerlich austreiben. Die unterschiedliche Vulnerabilität von *R. pseudoacacia* und *A. altissima* bezüglich einer Infektion mit *V. nonalfalfa* gab den Anlass für die vorliegende Studie.

1.2. Ziele der Studie

Die Widerstandsfähigkeit von *R. pseudoacacia* gegenüber der Inokulation mit dem Pilzisolat ist Ausgangsbasis vorliegender Arbeit. Sie soll einen Beitrag zur Klärung folgender Fragestellungen leisten:

- Was sind die anatomischen Besonderheiten, die der Robinie nach Applikation des Myko-Herbizides eine Regeneration ermöglichen?
- Welche Schlüsse können aus dem qualitativen Vergleich der mikroskopischen Präparate von *A. altissima* und *R. pseudoacacia* gezogen werden?
- Welche Maßnahmen kann man aus den Ergebnissen ableiten, um das Herbizid effizienter zu machen?

Um diese Forschungsfragen zu klären, wurden die Abwehrreaktion sowie die holzspezifischen Besonderheiten der Robinie im Hinblick auf die Applikation des Myko-Herbizides untersucht. Es wurden hierzu anatomische Analysen vom Holz von behandelten und un behandelten Robinien durchgeführt. Zusätzlich wurden holzanatomische Präparate von *A. altissima* für eine vergleichende qualitative Analyse hergestellt.

Die Ergebnisse sollen einen Beitrag zur Weiterentwicklung des getesteten Myko-Herbizides leisten, um künftig ein wirkungsvolles Instrument zur Bekämpfung der Robine herstellen zu können.

2. Material und Methoden

Es wurde das mit *V. nonalfalfa* infizierte Holz der Baumarten *R. pseudoacacia* sowie *A. altissima* auf anatomische Besonderheiten hin untersucht. Hierfür wurden Holzschliffe sowie anatomische Schnitte angefertigt und diese mit qualitativen und quantitativen Methoden ausgewertet.

2.1. *Robinia pseudoacacia* L. – Die gewöhnliche Robinie

R. pseudoacacia (**Abb. 1**) ist eine schnellwüchsige, lichtbedürftige Pionierbaumart des atlantischen Nordamerika. Sie wurde erstmals Anfang des 17. Jh. in Europa eingeführt und konnte sich aufgrund ihrer Anspruchslosigkeit in vielen temperierten sowie subtropischen Gebieten weltweit ausbreiten. Als stickstofffixierende, sehr anspruchslose und widerstandsfähige Baumart, die sich leicht über Wurzelsprossbildung vermehren lässt, wurde und wird sie großflächig angebaut (DE GOMEZ & WAGNER 2001; PRACIAK 2013). Sie eignet sich zur Bodensanierung ebenso gut wie zur Energie- und Brennholzproduktion, darüber hinaus auch zur Herstellung von Viehfutter und Streu. Ferner ist sie ein beliebter Park- und Alleebaum und eine ergiebige Bienenweide (PRACIAK 2013). Jedoch gilt *R. pseudoacacia* in manchen Ländern als invasiver Neophyt, der im Stande ist, Ökosysteme nachhaltig zu verändern und einheimische Arten zu verdrängen (SITZIA et al. 2016).



Abbildung 1 Blätter, Blüten und Früchte der Robinie,
Quelle: Zelimir Borzan, University of Zagreb,
Bugwood.org (2001)

2.1.1. Systematik und Name

R. pseudoacacia gehört zur Ordnung der Schmetterlingsblütenartigen (*Fabales*), zur Familie der Hülsenfrüchtler (*Fabaceae*) sowie zur Gattung der Robinien (*Robinia*). Der Name *Robinia* ist angelehnt an Jean Robin (1550-1629), Kurator des botanischen Gartens *Jardin des Plantes*, sowie Hofgärtner von Heinrich IV und Ludwig XIII in Paris (GAMS 1924), der 1625 die ersten Robinien in Paris kultivierte (BARTLES 1993).

R. pseudoacacia wird im deutschsprachigen Raum auch Scheinakazie oder falsche Akazie genannt. Ältere Synonyme sind Gemeiner-, Virginischer- oder Unechter Schotendorn. Der Name Scheinakazie röhrt von ihrer Ähnlichkeit mit der zur Familie der Mimosen (*Mimosa*) gehörenden echten Akazie (*Acacia*), die im Mittelmeerraum beheimatet ist, her (SCHAFHUBER 1994). Im englischsprachigen Raum ist *R. pseudoacacia* unter dem Namen Black Locust bekannt (PRACIAK 2013). Die englische Bezeichnung Black Locust, zu Deutsch „schwarze Heuschrecke“, verdankt sie dem Umstand, dass die getrockneten Hülsenfrüchte, die nach dem Laubfall noch lange am Baum verweilen, entfernt an Heuschrecken erinnern (BOINE 2005).

Neben *R. pseudoacacia* gehören noch drei weitere Arten (*R. hispida* L., *R. viscosa* VENT. und *R. neomexicana* A. GRAY) der Gattung *Robina* an (DE GOMEZ & WAGNER 2001). Überdies existieren Hybridformen genannter Arten, wie beispielsweise *R. neomexicana* x *R. pseudoacacia* sowie zahlreiche Gartenformen (GAMS 1924; SCHÜTT 2014).

2.1.2. Botanische Merkmale

R. pseudoacacia ist ein sommergrüner, schnell wachsender, 20- 25 m hoher Baum mit einer rundlichen, schirmartigen Krone und graubrauner bis dunkelbrauner, tiefgefurchter, tief längsrissiger Borke (GAMS 1924; HECKER 2001). Der Durchmesser des sich meist frühzeitig verzweigenden Stamms (GAMS 1924), variiert durchschnittlich zwischen 30- 76 cm, kann aber an besseren Standorten auch 122 cm und mehr betragen (PRACIAK 2013). *R. pseudoacacia* besitzt eine höchstens 15 m lange Pfahlwurzel mit längeren oberflächlichen Seitenwurzeln, die reichlich Knöllchen und Wurzelbrut hervorbringen (GAMS 1924). Die sich sehr spät entfaltenden wechselständigen Laubblätter sind unpaarig gefiedert und 20- 30 cm lang (**Abb. 1**). *R. pseudoacacia* bildet im Mai/Juni stark duftende weiße Blüten aus (**Abb. 1**), die zu jeweils 10- 25 Stück in hängenden 10- 25 cm langen Trauben angeordnet sind. Die daraus entstehenden braunen Hülsen (**Abb. 1**) erreichen im September die

Fruchtreife. Da es sich bei *R. pseudoacacia* um einen Wintersteher handelt, bleiben die Hülsen bis zu einem Jahr nach der Reife am Baum, obwohl diese längst geöffnet sind. Die Lebensdauer beträgt typischerweise nur 50- 60 Jahre, wobei aber auch deutlich ältere, über 200 Jahre alte, Exemplare existieren (HECKER 2001).

2.1.3. Verbreitungsgebiet

Die Gattung *Robinia* ist seit dem Pliozän nur mehr in Nordamerika und Mexiko anzutreffen, allerdings waren mehrere Arten im Oligozän und Miozän auch in Europa verbreitet. Diese sind jedoch seit der letzten Eiszeit verschwunden (GAMS 1924).

Das natürliche Verbreitungsgebiet (**Abb. 2**) von *R. pseudoacacia* ist das atlantische Nordamerika und erstreckt sich von den Appalachen, Pennsylvanien, Virginia, Nord- und Südkarolina bis nach Georgia, India und Oklahoma (HECKER 2001; PRACIAK 2013). Seit dem 17. Jahrhundert ist sie im größten Teil von Nordamerika und Europa, Nordafrika, Vorder- und Ostasien sowie Neuseeland verbreitet. Besonders in warmen, aber trotzdem feuchten Gegenden ist sie oft völlig eingebürgert (GAMS 1924). Nach ihrer erstmaligen Einführung in Europa zwischen 1723 und 1735 (KOWARIK 1990), wo sie zunächst in botanischen Gärten gehalten wurde, wurde sie schließlich in der 2. Hälfte des 17. Jahrhunderts erstmals in Österreich eingeführt (GAMS 1924).

Für die rasche Ausbreitung in Europa war nicht nur die Verwendung als Zierbaum, sondern vornehmlich auch die Pflanzung an Landstraßen, Fluss- und Bahndämmen verantwortlich, von wo aus sie sich rasch weiter ausbreiten konnte (GAMS 1924). So setzte sich zwischen 1796 und 1803 Friedrich Casimir Medicus, ein deutscher Arzt und Botaniker, mit dem Magazin „*Unechter Akazienbaum, zur Ermunterung des allgemeinen Anbaues dieser in ihrer Art einzigen Holzart*“ für die Verwendung der Robinie in Europa ein. Die eigentliche Verwilderung fand, verglichen mit der frühen Ersteinführung in Europa, recht spät statt, ist jedoch nur unzureichend dokumentiert (VÍTKOVÁ et al. 2015).

Gegenwärtig zeigt *R. pseudoacacia* vor allem in Südosteuropa verstärkte Abundanz und nimmt als Fremdgehölz heute 25 % der ungarischen Gesamtwaldfläche ein (BOINE 2005), was einem Holzvorrat von 50 Mio Vorratsfestmetern und einer Fläche von 400.000 ha entspricht (SCHUSTER 2014). Hier erlangte sie aufgrund gescheiterter Aufforstungsversuche der Puszta mit anderen Baumarten eine große forstwirtschaftliche Bedeutung (GAMS 1924).

Wo für *R. pseudoacacia* günstiges Klima herrscht, verdrängt sie stellenweise einheimische Waldbäume und bildet, sowohl auf trockenen Hängen, als auch auf tiefgründigen Böden in feuchten Tälern, Robinienwälder mit eingestreuten Birken, Pappeln und Eichen, die aufgrund der geringen Beschattung und Humusbildung sehr unterschiedlichen Unterwuchs, teils mit anderen amerikanischen Neophyten, aufweisen können. Nördlich der Alpen zeigt sich *R. pseudoacacia* allerdings weit weniger konkurrenzfähig gegenüber der hiesigen Waldvegetation (GAMS 1924) und in Nordeuropa verhindern eine Kombination aus Spätfrösten, kurzer Vegetationsperiode und das generell kältere Klima eine stärkere Ausbreitung (VÍTKOVÁ et al. 2015).

R. pseudoacacia kann in ganz Österreich angetroffen werden (**Abb. 3**). Der Schwerpunkt der Verbreitung liegt allerdings im pannosischen Raum (FISCHER et al. 1994), da sich das Verbreitungsgebiet auf die Tieflagen beschränkt (KLEINBAUER et. al 2009) und sie in den Alpenländern oberhalb von 1000 m fehlt (GAMS 1924). Mit 2,6 Mio. Vorratsfestmetern macht die Robinie österreichweit nur 0,2 % des österreichischen Holzvorrates aus. Im Burgenland ist sie mit einem Vorratsanteil von 1,9 % (0,6 Mio. Vorratsfestmetern) noch am stärksten vertreten (BFW 2018).



Abbildung 2 Natürliche Verbreitungsgebiet von *R. pseudoacacia* in Nordamerika, Quelle: Digital maps of the ranges of tree species in North America compiled by Elbert Little and others U.S. Department of the Interior U.S. Geological Survey

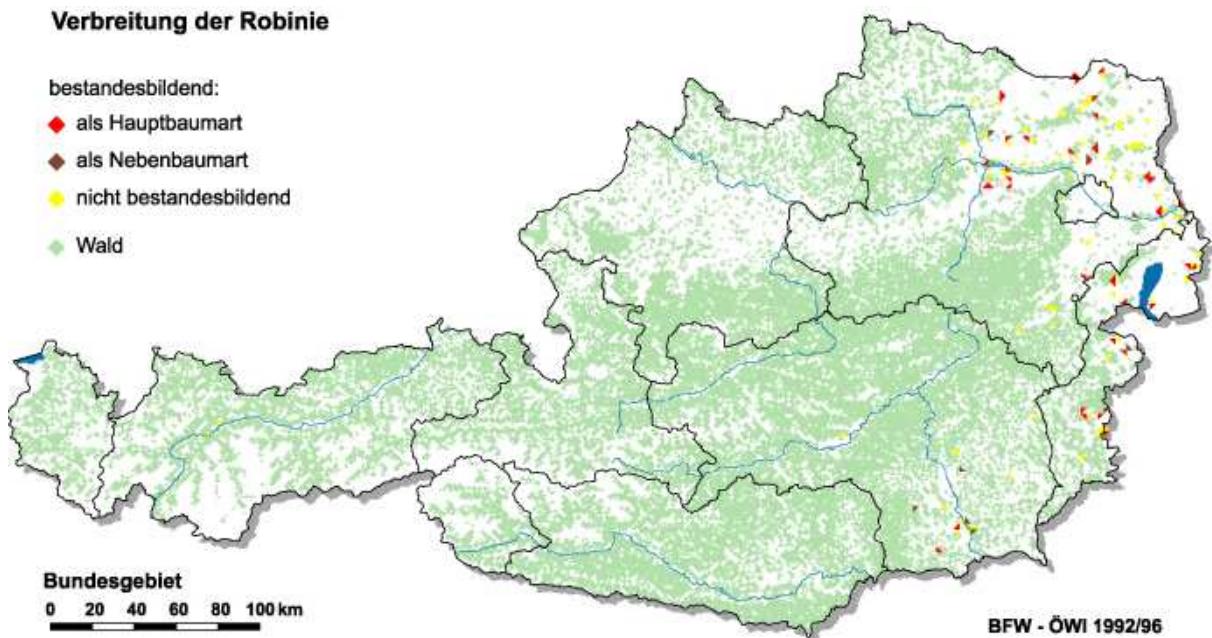


Abbildung 3 Schwerpunkt der Verbreitung der Robinie in Österreich, Quelle: BFW – ÖWI (1992/96)

2.1.4. Standortsansprüche

Die Robinie ist eine wärmeliebende, hitze- und trockenstressresistente Baumart, die für gutes Wachstum in der Vegetationszeit Temperaturen von über 13 C° und zwischen 140 – 220 frostfreie Tage benötigt, was auch dem typischen Weinbauklima entspricht (ENGEL et al. 2014).

Extreme Fröste können zu Schäden bzw. zum Absterben des gesamten Baumes führen. Andererseits überleben einzelne Individuen auch Tiefsttemperaturen von -38°C (SCHÜTT 2014). Die Tatsache, dass sie eine eher hohe jährliche Temperatursumme benötigt, erklärt wahrscheinlich, warum sie in Europa hauptsächlich im Tiefland vorkommt (CIERJACKS et. al 2013). Bezuglich ihres Wasseranspruchs gibt sie sich dagegen recht bescheiden und gedeiht auch in semiariden Gebieten bei Jahresniederschlägen von unter 400 mm (ENGEL et al. 2014). Arides Klima wird allerdings gemieden (CIERJACKS et. al 2013).

R. pseudoacacia wächst auf einer breiten Bandbreite von Böden (VÍTKOVÁ et al. 2015) und vermag selbst auf reinem Quarzsand zu wachsen (GAMS 1924). Am häufigsten ist sie auf flachgründigen, jungen Böden wie Ambisolen, Leptosolen, Arenosolen und Fluvisolen vertreten (VÍTKOVÁ et al. 2015). Gute Wuchsleistungen erreicht sie aber erst auf tiefgründigen, zumindest mäßig mit Kalium und Phosphor versorgten Lehmböden (ENGEL et

al. 2014). Laut VÍTKOVÁ et al. 2015 bieten sandige Erden wie Arenosole die besten Bedingungen für das Gedeihen der Robinie.

Auch bezüglich der Bodenchemie ist ihre ökologische Amplitude ausgesprochen breit. Sowohl stark saure als auch alkalische Böden sowie Böden unterschiedlicher Basensättigung, werden besiedelt (VÍTKOVÁ et al. 2015).

Bodenbelüftung und Drainage beeinflussen das Gedeihen von *R. pseudoacacia* in weit stärkerem Maße. Hier werden schlecht durchlüftete, dichte und wassergesättigte Böden vermieden (GAMS 1924; ENGEL et al. 2014; VÍTKOVÁ et al. 2015, SITZIA et al. 2016). Permanente Störungen sowie zu starke Beschattung sind *R. pseudoacacia* ebenfalls unzuträglich (VÍTKOVÁ et al. 2015).

2.1.5. Holz

Makroskopisch kennzeichnet den Holzkörper der Robinie ein hellgelber, sehr dünner, gerbstoffarmer und daher leicht zersetzlicher Splint sowie dunkelbraunes, rot geflammtes Kernholz (GAMS 1924). Das Kernholz kann zum Teil einen etwas grünlichen Einschlag aufweisen (SCHMIDT 1941). Die einzelnen Jahrringe sind aufgrund der Ringporigkeit scharf abgegrenzt und reichlich vorhandene dünnwandige Thyllen verstopfen schon ab dem ersten Jahr die Gefäße (GAMS 1924; SCHWEINGRUBER 1978). Die hellen groben Frühholzporen, die makroskopisch fast weiß erscheinen, unterscheiden sich deutlich von den meist in Nestern angeordneten, mittelbreiten Spätholzporen, die durch das sie umgebende Längsparenchym gut markiert sind (GROSSER 1977).

Mikroskopisch ist das Robinienholz durch große rundlich bis ovale Frühholzgefäße gekennzeichnet, die einen Durchmesser von 200 – 300 µm (bis 250 µm SCHMIDT 1941) haben können. Der Übergang zum Spätholz verläuft meist allmählich, das heißt im Übergangsbereich zwischen Früh- und Spätholz sind die Gefäße noch relativ weit (150 µm) und werden erst im Spätholz deutlich kleiner (50 µm). Die Spätholzgefäße sind meist in Nestern angeordnet und diese wiederum oft in schrägen tangentialen Bändern aneinander gereiht. Sämtliche Gefäße weisen eine sehr starke Verthyllung auf. Nur die letzten sehr engen Spätholzgefäße bleiben teilweise unverthyllt (GROSSER 1977). Das reichlich vorhandene Parenchym dominiert das Grundgewebe des Frühholzes und ist paratracheal-vasizenzisch angeordnet (BOSSHARD 1982). Weiters ist es reichlich an den Jahrringgrenzen vorhanden, ohne aber zusammenhängende Bänder zu bilden und enthält bisweilen

rhombische Kristalle. Die Holzstrahlen sind ein- bis sechsreihig und damit eher schmal (GROSSER 1977).

Außerdem weist das Holz von *R. pseudoacacia* dickwandige Libriformfasern auf (SCHWEINGRUBER 1978). Jene bilden zur Gänze das Grundgewebe außerhalb des Fühholzprorenkreises (GROSSER 1977) und stellen somit das häufigste Zellelement im Robinienholz dar (Holzfasern 55%, Parenchym 39,2%, Gefäße 5,8%) (SCHÜTT 2014).

2.1.6. Verwendung

R. pseudoacacia ist eine der weltweit am häufigsten angepflanzten Baumarten (HANOVER et al. 1991). Sie hat ihre Bedeutung allerdings weniger in der Holzproduktion als vielmehr für die Verwendung zur Erstbesiedelung auf Problemstandorten (SCHÜTT 2014). Gründe hierfür liegen in der Schnellwüchsigkeit (PRACIAK 2013), ihren geringen Bodenansprüchen und der Fähigkeit zur Wurzelsprossbildung (HECKER 2001; SCHÜTT 2014). Als stickstofffixierender Baum wird *R. pseudoacacia* eine bodenverbessernde Wirkung hinsichtlich pflanzenverfügbaren Stickstoff zugeschrieben (VESTE et al. 2013). Des Weiteren ist der Baum durch sein verzweigtes Wurzelsystem, das teilweise auch in tiefere Bodenschichten vordringt, in der Lage, längere Dürreperioden zu überstehen (GRÜNEWALD et al. 2009). Jenes Wurzelsystem ist auch für die bodenbefestigende Wirkung der Robinie verantwortlich.

Auf Grund dieser positiven Eigenschaften findet *R. pseudoacacia* vielfältige Verwendung. Sie wird beispielsweise als Windschutz, zur Sicherung erosionsgefährdeter Böschungen und Bepflanzung stark versalzter Böden, zur Befestigung von Geröll sowie zur Aufforstung von Dünen verwendet (SCHÜTT 2014).

Die Robinie zählt zu den Nutzhölzern mit den höchsten Festigkeits- und Elastizitätswerten und ihr Kernholz erfüllt, als eine der wenigen in Europa angebauten Holzarten, die Norm nach Dauerhaftigkeitsklasse 1- 2 (dauerhaft bis sehr dauerhaft) gegen holzzerstörende Pilze (DIN EN 350-2) (ENGEL et al. 2014). Die hohe Beständigkeit erschließt dem sehr harten und schweren (GROSSER 1977) Robinienholz vielseitige Anwendungsbereiche. Es wird als Sägeholtz verwendet, wie auch für Parkett, Fußleisten und zunehmend auch für den Möbelbau. Geläufige Anwendungen im Außenbereich sind beispielsweise Gartenmöbel, Beplankungen, Palisaden, Lärmschutzwände, Fassadenverkleidungen, Holzpflaster und

Spielgeräte. Überdies hat es einen Brennwert, der etwa jenem von Braunkohlebriketts entspricht (ENGEL et al. 2014). Trotz der ausgezeichneten Holzeigenschaften erschweren die Neigung zur Krummschaftigkeit sowie der oft exzentrische Stammquerschnitt die Nutzung als Bauholz, weshalb *R. pseudoacacia* meist nur als Brenn- und Energieholz Verwendung findet (SCHAFHUBER 1994).

Der Stamm der Robinie ist, mit Ausnahme von Splint und Bast, reich an Gerbstoffen. Deshalb wurde sie in manchen Gegenden zum Gerben verwendet. Das in der Robinie vorkommende Protein Robin verleiht dem Baum überdies giftige, aber auch heilsame und färbende Eigenschaften und macht das Holz sehr dauerhaft. Auch in den regionalen traditionellen Küchen vieler europäischer Länder hat die Verarbeitung der Robinie Tradition. Beispielsweise werden aus den Blüten, ähnlich wie aus jenen des Holunders, traditionell Süßspeisen hergestellt (GAMS 1924).

2.1.7. Invasivität und ökosystemverändernde Eigenschaften

R. pseudoacacia kann bisweilen ein ernstes ökologisches Problem darstellen. Dies gilt besonders für warme Gebiete, wo die Art die natürliche Vegetation nachhaltig zu ändern vermag und durch ihre intensive Wurzelsprossbildung zum Kulturhindernis werden kann (SCHÜTT 2014). Besonders empfindliche Ökosysteme wie Magerrasen, Trockenwiesen (KOWARIK et al. 2003; MÜHLETHALER 2010; SCHUSTER 2014) und Streuobstwiesen (ENGEL et al. 2014) zeigen sich anfällig.

Wie erwähnt handelt sich um einen Baum, der eine herausragende Anzahl von unterschiedlichen Bodentypen besiedeln kann. Moderne Landschaften, die oft gekennzeichnet sind von großen Störungen und Brachflächen, auf denen eine spontane Sukzession stattfindet, kommen der Verbreitung der Robinie besonders entgegen (VÍTKOVÁ et al. 2015).

Die schnelle Ausbreitung von *R. pseudoacacia* ist bedingt durch ihre Fähigkeit der klonalen Vermehrung, durch Wurzelsprossbildung, dokumentiert bis zu einer Fläche von 100 m² (CHANG 1998) und das als Pionierbaumart typische schnelle Wachstum (SCHÜTT 2014). Störungen fördern klonales Wachstum und Ausläuferbildung (VÍTKOVÁ et al. 2015). Deshalb werden gerade Areale in frühen Sukzessionsstadien von *R. pseudoacacia* erfolgreich besiedelt. So ist die Ausbreitung von *R. pseudoacacia* auf beispielsweise Brachflä-

chen, Deponien, Rodungsflächen, Straßenböschungen sowie in Sekundärwäldern mehrfach dokumentiert worden (CIERJACKS et al. 2013; CROSTI et al. 2016).

R. pseudoacacia ist eine stickstofffixierende Pflanze. Durch Symbiose mit wurzelbürtigen Bakterien ist *R. pseudoacacia* in der Lage, Luftstickstoff physiologisch nutzbar zu machen. Durch die Mineralisation des anfallenden Detritus wird dieser Stickstoff für andere Organismen verfügbar gemacht. Dies kann betreffende Ökosysteme nachhaltig verändern (SITZIA et al. 2016). So weisen Robinienbestände häufig auch eine nitrofile Krautschicht auf (SCHUSTER 2014).

In einer Feldstudie konnte beispielsweise gezeigt werden, dass sowohl *A. altissima* wie auch *R. pseudoacacia* im Stande sind, die natürlichen Bodeneigenschaften von mit *Populus alba* L. bestockten Uferregionen Zentralspaniens zu verändern. Die Anwesenheit von *R. pseudoacacia* führte zu einer Anreicherung von mineralischem Stickstoff und einer veränderten Bakterienzusammensetzung des Bodens (MEDINA-VILLAR et al. 2016). Anhand von Bodenuntersuchungen betreffend Robinienauforstungen des Löss-Plateaus in Nordchina konnte nachgewiesen werden, dass die Bakteriendiversität des Bodens mit den Jahren signifikant abnahm (LIU et al. 2017).

Schließlich kann die Anreicherung von Stickstoff durch Stickstofffixierung, hohem Stickstoffgehalt der Laubstreu und die schnelle Zersetzung des Laubes zu einer vermehrten Auswaschung von Stickstoff in aquatische Systeme führen und so diese Ökosysteme beeinflussen (BUZHDYGAN et al. 2015).

Es sei aber auch erwähnt, dass *R. pseudoacacia* in späteren Suksessionsstadien weniger kompetitiv ist (MOTTA et al. 2009) und sich somit der invasive Charakter von *R. pseudoacacia* hauptsächlich auf gestörten Flächen bemerkbar macht. So kommen STRAIGYTE et al. (2015) bei einer Studie in Riga zu dem Schluss, dass *R. pseudoacacia* geringen Sozial-, Umwelt- und Ökonomieeinfluss in jener Region hat.

2.2. *Ailanthus altissima* (Mill.) SWINGLE – Der Götterbaum

A. altissima ist ein aus China stammender, in weiten Teilen Asiens, Amerikas und Europas eingebürgerter und verwilderter Baum (SCHÜTT et al. 1992).

2.2.1. Systematik und Name

Die zu Familie der *Simaroubaceae* gehörende Gattung *Ailanthus* umfasst fünf ausschließlich holzige Arten, die von Ostasien über Südasien bis nach Australien verbreitet sind (HECKER 2001). R. L. Desfontaines, Professor der Botanik am *Jardin des Plantes* in Paris, gab der Gattung 1786 ihren Namen (GLASAU 1967). *A. altissima*, zu Deutsch „Götterbaum“, wird im englischsprachigen Raum als „Tree of Heaven“ bezeichnet und ist in seiner Heimat unter dem Namen „Ch'un Shu“ bekannt (HU 1979).

2.2.2. Botanische Merkmale

Der Götterbaum ist ein sommergrüner, kleiner bis mittelgroßer Baum (ISSG 2018) mit glatter, längsstreifiger Borke mit typischen weißen Rissen. Er besitzt bis zu 90 cm lange Fiederblätter mit zahlreichen, beim Zerreiben unangenehm riechenden Blättchen (SCHÜTT et al. 1992). Diese unpaarig angeordneten Blättchen sind in ihrer Form länglich oval bis schieflanzettlich und ganzrandig (HECKER 2001). Bei den Blüten handelt es sich um kleine zwittrige oder eingeschlechtige grünweiße Blüten. Sie sind in 10- 20 cm langen reichverzweigten, endständigen Rispen angeordnet und haben ihre Blütezeit im Juni/Juli (HECKER 2001). Früchte werden in Form von zweiseitig geflügelten Nüsschen produziert (SCHÜTT et al. 1992), die Fruchtreife dieser ist im September/Oktober (HECKER 2001). *A. altissima* erreicht meist nur ein Alter von 50 Jahren, verjüngt sich aber gut durch Wurzelbrut (SCHÜTT et al. 1992).

2.2.3. Verbreitungsgebiet

Das ursprüngliche Verbreitungsgebiet von *A. altissima* ist China. Der Baum wurde allerdings schon in den 1740er Jahren von dem Jesuitenpriester Pierre d’Incarville von Peking nach Paris gebracht (HU 1979), 1751 in England eingeführt und gelangte von dort aus bald nach ganz Mittel- und Südeuropa, wo er sich aufgrund seiner Anspruchslosigkeit und reichen Fruchtbildung schnell ausbreiten konnte (HECKER 2001). Der Götterbaum ist heute einer der am weitesten verbreitetsten invasiven Pflanzenarten in Europa und Nordamerika (SLADONJA et al. 2015). Er ist die einzige Art der Gattung *Ailanthus*, die in der Lage ist, in temperierten Zonen der Erde zu gedeihen (HU 1979).

2.2.4. Standortsansprüche

Bei *A. altissima* handelt es sich um ein wärme- und lichtbedürftiges Gehölz (HECKER 2001). Ansonsten ist der Baum äußerst anspruchslos. Er verträgt Hitze und wächst auf fast jedem Boden. Er ist kalk- und salzverträglich sowie auch unempfindlich gegen Smog (SCHMIDT 1999).

2.2.5. Holz

Makroskopisch ist das Holz von *A. altissima* im Querschnitt durch einen weiß bis gelblich weißen Splint sowie gelbbraun bis graubraunes Kernholz gekennzeichnet. Die Jahrringe sind auffallend weit. Die groben Frühholzporen bilden einen mehrreihigen Ring und die feinen Spätholzgefäße sind zu mehr oder weniger regelmäßigen Tangentialbändern aneinander gereiht. Die Holzstrahlen sind relativ groß. Die Spätholzgefäße werden durch Längsparenchym gut markiert und sind somit gut erkennbar. Strukturell erinnert das Holz von *A. altissima* an das Holz der Esche, ist dekorativ und mittelhart bis schwer (Rohdichte [$r_{lufttr.}$] um $0,60 \text{ g/cm}^3$) (GROSSER 1977).

Das mikroskopische Holzbild des Querschnittes ist geprägt durch die ringporige Anordnung der rundlich bis ovalen Frühholzgefäße, die überwiegend einzeln oder paarig einen ein- bis dreireihigen Porenkreis bilden. Der Durchmesser der Gefäße in diesem Porenkreis ist mit durchschnittlich $300 \mu\text{m}$ sehr groß. Die Spätholzgefäße sind mit einem Durchmesser von zum Teil weniger als $50 \mu\text{m}$ merklich kleiner. Diese sind zu größeren Nestern zusammengefasst, die ihrerseits lockere tangentiale Bänder bilden und umso regelmäßiger werden, je näher sie an der Jahrringgrenze liegen.

Das reichlich vorhandene Parenchym ist vornehmlich um die Gefäßgruppen des Spätholzes paratracheal-vasizentrisch angeordnet und tlw. paratracheal-aliform erweitert. Die breiten, ein- bis zehnreihigen Holzstrahlen prägen das Mikrobild und das Grundgebe ist aus dünnwandigen Libriformfasern zusammengesetzt (GROSSER 1977).

2.2.6. Verwendung

Der Götterbaum war trotz seines unangenehmen Geruchs ein beliebter Zierbaum für Parkanlagen (HEGI 1925). Durch seine Unempfindlichkeit gegenüber Industrieabgasen und seine Anspruchslosigkeit bezüglich des Bodens eignete er sich besonders gut für die Bepflanzung im urbanen Raum (GLASAU 1967).

Ähnlich wie *R. pseudoacacia* wurde er aufgrund seiner leichten Bewurzelungsfähigkeit zur Aufforstung und Befestigung rutschender Hänge verwendet (SCHÜTT et al. 1992).

In seiner Heimat wird das Holz von *A. altissima* überdies als Wert- und Energieholz genutzt (WUNDER et al. 2014) sowie zur Papierherstellung verwendet (HEGI 1925).

Junge Sprossen und Rinde sowie Blüten enthalten Ailanthin (Quassin), das als Antidiarrhoeicum eingesetzt werden kann (GLASAU 1967). Die traditionelle Chinesische Medizin kennt noch eine Vielzahl weiterer medizinischer Anwendungsmöglichkeiten von *A. altissima* (HU 1979). Derzeit forscht die Heilmittelkunde an diversen Inhaltstoffen des Götterbaumes hinsichtlich seiner Eignung als Arznei gegen Malaria, Krebs und HIV (WUNDER et al. 2014).

2.2.7. Invasivität und ökosystemverändernde Eigenschaften

Aufgrund seiner Anspruchslosigkeit und seiner Widerstandskraft ist *A. altissima* in der Lage, sehr erfolgreich urbanen Lebensraum zu besiedeln. Der Baum lässt sich hier auf Brachflächen von Städten, entlang von Straßenböschungen, Gehwegen, Eisenbahnschienen und ähnlichen Standorten finden (HU 1979).

Ist der Baum einmal etabliert, gestaltet sich seine Bekämpfung äußerst schwierig, da er eine hohe Stockausschlagfähigkeit besitzt und weibliche Blüten überdies eine beträchtliche Anzahl von geflügelten Samen produzieren, die vom Wind getragen, weite Distanzen zurücklegen können (HU 1979). Außerdem kennzeichnet den Götterbaum sein äußerst schnelles Wachstum, das ihm einen Wettbewerbsvorteil im Konkurrenzkampf mit anderen Baumarten verschafft (HEISEY 1997). Schließlich produziert *A. altissima* sekundäre Metaboliten, die eine allelopathische Wirkung auf die Nachbarvegetation haben können (HEISEY 1997; GÓMEZ-APARICIO & CANHAM 2008).

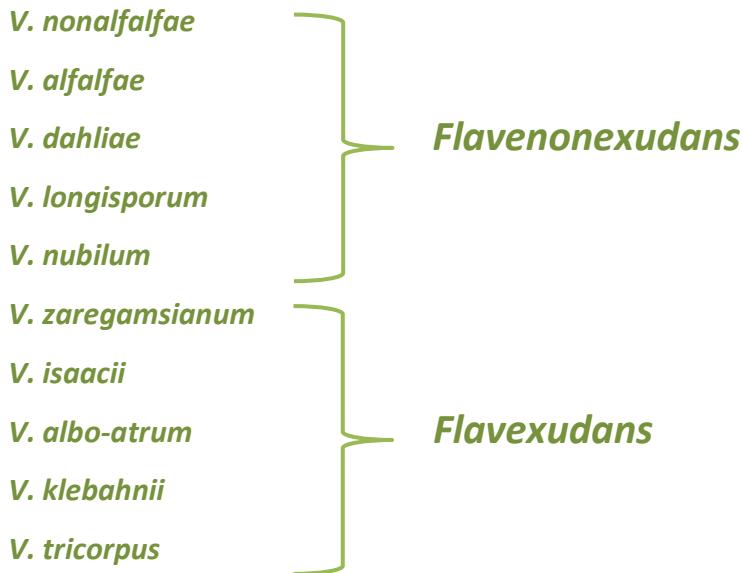
Die zu erwartende Klimaerwärmung dürfte den invasiven Charakter des Götterbaums in vielen Gegenden noch verstärken (WUNDER et al. 2014).

2.3. *Verticillium* spp. – Die Verticillium-Welke

Die Gattung *Verticillium*, untergeordnet dem Phylum der *Ascomycota* (Schlauchpilze) und weiters der Untergruppe der filamentösen *Ascomycota*, umfasst bodenbürtige, pflanzenpathogene Pilze, von denen einige, als Auslöser der im Allgemeinen als *Verticillium*- Welke bekannten Krankheit, weltweit für erhebliche Ernteausfälle verantwortlich sind (REUSCHE

2011). Die Gattung ist der Klasse der *Sordariomycota* sowie der Ordnung der *Hypocreales* (Krustenkugelpilzartige) zugehörig (REUSCHE 2011) und umfasst zehn Spezies (**Tab. 1**), wobei fünf dieser Arten erst im Jahre 2011 mit Hilfe von phylogenetischen und morphologischen Analysen sowie Untersuchungen von Herbarbelegen neu beschrieben werden konnten (INDERBITZIN et al. 2011).

Tabelle 1 Die Spezies der Gattung *Verticillium*



Innerhalb der Gattung können die Spezies in zwei Hauptgruppen (Kladien) unterteilt werden. Die Klade der Flavexudans repräsentiert jene Arten, die gelbpigmentierte Hyphen produzieren und die Klade der Flavenonexudans jene Arten, deren Hyphen keine gelben Pigmente aufweisen (INDERBITZIN et al. 2013). Jedoch sind sich die Arten teils sehr ähnlich. So sind *V. isaacii*, *V. klebahnii* und *V. tricorpus* morphologisch nicht zu unterscheiden und auch *V. alfalfa*, *V. nonalfalfa* und *V. albo-atrum* ähneln sich stark (INDERBITZIN et al. 2013).

Im Hinblick auf die Bedeutung als Phytopatogene in der Land- und Forstwirtschaft bestehen hingegen erhebliche Unterschiede. So sind die polyphagen Welken *V. dahliae* und *V. albo-atrum* die am weitesten verbreitetsten und ökonomisch bedeutendsten *Verticillium* Arten (PEGG & BRADY 2002; AGRIOS 2005). Im Gegensatz dazu sind die Welken *V. nubilum* und *V. tricorpus* diesbezüglich von untergeordneter Bedeutung (PEGG & BRADY 2002).

Bei den Pilzen der Gattung *Verticillium* spp. ist kein sexuelles Fortpflanzungsstadium bekannt (KLOSTERMANN et al. 2011), sondern die Vermehrung findet ausschließlich asexuell mit Hilfe von vegetativen Sporen, die als Konidiosporen bezeichnet werden, statt (REUSCHE 2011). Diese werden am Ende von Phialiden, elongierten konidiogenen Zellen (PEGG & BRADY 2002), die wirtelig um ein Konidiophor angeordnet sind, abgeschnürt. Trotz des Fehlens eines sexuellen Stadiums ist *Verticillium* spp. in der Lage, inter- und intraspezifisch Anastomosen, eine Fusion des Zytoplasmas zweier Myzelien mit unterschiedlichem Genomen (WEBSTER & WEBER 2007), zu bilden, um sich auf diese Weise genetisch auszutauschen zu können (REUSCHE 2011).

Des Weiteren besitzt *Verticillium* spp. die Fähigkeit, Dauerstadien auszubilden, um so Jahre im Boden überdauern zu können. Diese Eigenschaft sowie ein breites Wirtsspektrum von über 200 verschiedenen Pflanzenarten, darunter viele Gemüsepflanzen und Getreide (AGRIOS 2005), machen *Verticillium* spp. zu einem der wichtigsten Pathogene von Nutzpflanzen der temperierten Klimazone der Erde (PEGG & BRADY 2002) und verursachen so enorme ökonomische Probleme in der Landwirtschaft (KLOSTERMANN et al. 2011).

Neben Gemüse- und Getreidepflanzen sind auch viele holzige Pflanzen anfällig für die *Verticillium*- Welke. Nachfolgende Tabelle (**Tab. 2**) zeigt einige wichtige Gehölze auf, die besonders anfällig gegenüber *Verticillium* spp. sind (SINCLAIR 2005).

Tabelle 2 Anfällige Gehölze für *Verticillium*

<i>Aesculus sp.</i> – Rosskastanien	<i>Olea sp.</i> – Oliven
<i>Ailanthus sp.</i> – Götterbäume	<i>Populus sp.</i> – Pappeln
<i>Buxus sp.</i> – Buchsbäume	<i>Prunus sp.</i> – Steinfrüchte
<i>Ceris sp.</i> – Judasbäume	<i>Quercus sp.</i> – Eichen
<i>Fraxinus sp.</i> – Eschen	<i>Robinia sp.</i> – Robinien
<i>Ligustrum sp.</i> – Liguster	<i>Rosa sp.</i> – Rosen
<i>Lonicera sp.</i> – Heckenkirschen	<i>Sambucus sp.</i> – Holunder
<i>Magnolia sp.</i> – Magnolien	<i>Tilia sp.</i> – Linden
<i>Malus sp.</i> – Äpfel	<i>Ulmus sp.</i> – Ulmen

Es muss allerdings darauf hingewiesen werden, dass bezüglich der Anfälligkeit und Widerstandsfähigkeit der Wirtspflanzen in der Literatur sehr unterschiedliche, teils widersprüchliche Angaben gemacht werden (NEUBAUER et al. 2007).

2.3.1. Lebenszyklus und Symptomatik von *Verticillium spp.* an Gehölzpflanzen

Verticillium spp. ist neben *Ceratocystis*, *Ophiostoma* und *Fusarium* eine der vier Pilzgattungen, die eine vaskuläre Welke hervorrufen (AGRIOS 2005).

Eine Infektion mit *Verticillium spp.* ist makroskopisch gekennzeichnet durch chlorotische bis nekrotische Bereiche der Blätter, die schließlich abgeworfen werden, sowie das teilweise Absterben der Krone, das in weiterer Folge zum Absterben der gesamten Pflanze führen kann (**Abb. 4a**). Ein weiteres Charakteristikum der Infektion sind bräunliche Verfärbungen des Leitgewebes (**Abb. 4b**) (AGRIOS 2005). Die Fähigkeit, sich von diesen Beeinträchtigungen wieder zu erholen, ist von Baumart zu Baumart sehr unterschiedlich und hängt unter anderem von der Struktur des Holzes ab. So gelingt es großporigen Baumarten wie etwa *R. pseudoacacia* leichter, die Krankheit erfolgreich auszuwachsen, da der Wassertransport hauptsächlich in den diesjährigen Gefäßen stattfindet. Überlebt das Kambium das Inokulationsjahr, kann im Folgejahr wieder neues befallsfreies Holz gebildet werden, das den Wassertransport ermöglicht (NEUBAUER et al. 2007; HIEMSTRA 2013).



Abbildung 4 a: Gänzliches Welken von *R. pseudoacacia* vier Wochen nach Inokulation mit *V. nonalfafae*, Quelle: MASCHEK (2015); b: Verfärbungen des Leitgewebes an *R. pseudoacacia* nach Infektion mit *V. nonalfafae*

Aus diesem Grund kann man bei mehrjährigen Pflanzen (wie beispielsweise Bäumen) von akuten und chronischen Symptomen sprechen. Die akuten Symptome zeigen sich wie oben bereits erwähnt in Blattchlorosen sowie Nekrosen hin zum partiellen oder gar völligen Absterben der Pflanze (KLETZMAYR 2016).

Chronische Symptome wie spärliche Belaubung, Kleinblättrigkeit, Stammaustriebe, vermehrte Wurzelbrut sowie überdurchschnittliche bzw. verfrühte Samenproduktion sind meist stressinduziert und lassen auf eine Infektion in den Vorjahren schließen (MASCHEK 2011).

Unter dem Mikroskop kann eine *Verticillium* spp.-Infektion durch mit Mycel oder mit von dem Pilz produzierten Polysacchariden verstopften Leitgeweben erkannt werden. Weiters können kollabierte Holzzellen auftreten, verursacht durch die Degradation von Zellwänden durch Toxine und Enzyme des Pilzes (ARGIOS 2005). In manchen Baumarten wie beispielsweise *R. pseudoacacia* kann es zu der Ausbildung von Thyllen (**Abb. 5**) kommen, die zusätzlich die Gefäße verstopfen (ARGIOS 2005).

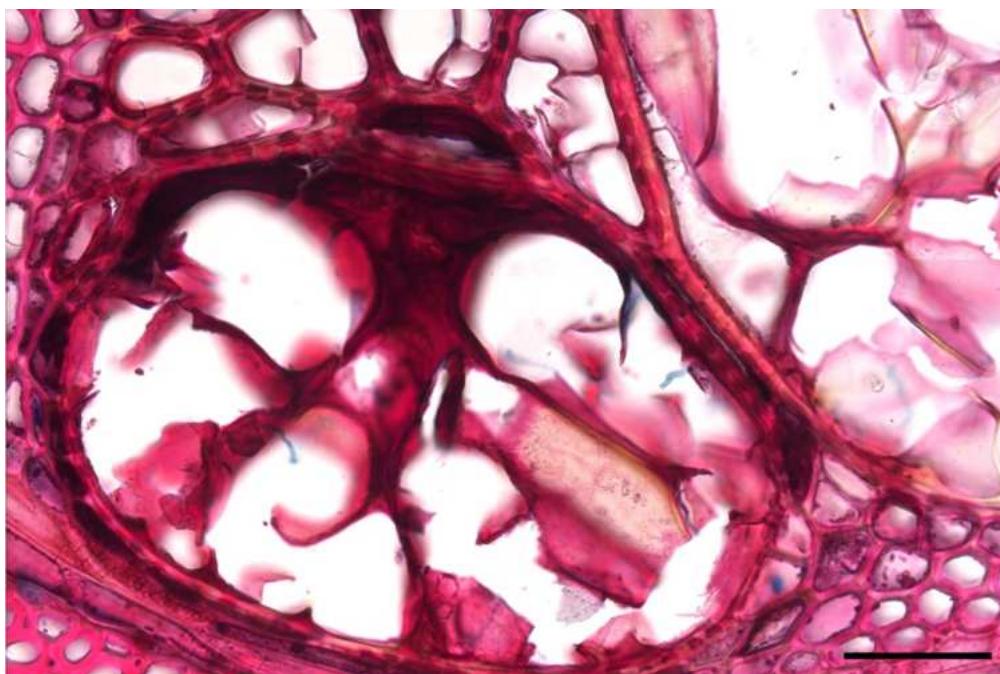


Abbildung 5 Verthylte und nekrotische Gefäße von *R. pseudoacacia* nach der Infektion mit *V. nonalfafae*, Maßbalken = 50 µm

Bei *Verticillium* spp. handelt es sich um bodenbürtige Pilze, die, wie oben bereits erwähnt, Dauerstadien ausbilden können. Kommen die Wurzeln einer Wirtspflanze nahe genug an diese Fortpflanzungseinheiten, je nach Spezies in Form von Microsklerotien (z. B. *V. dahliae*) oder Dauerhyphen (z. B. *V. albo-atrum*), heran, wird durch Wurzelexudate die Kei-

mung jener induziert (NEUBAUER et al. 2010) und die gekeimten Hyphen penetrieren die Feinwurzeln oder Wunden der Wirtspflanze, insofern diese vorhanden sind (SINCLAIR 2005). In weiterer Folge wachsen die Hyphen in die Rinde ein und befallen schließlich das Leitgewebe, wo sie sich mit Hilfe hyphalen Wachstums weiter ausbreiten. Überdies beginnt der Pilz nun Sporen zu produzieren, die in weiterer Folge über den Saftstrom passiv befördert werden. Diese Strategie ermöglicht es dem Pilz, sich sehr schnell und effizient in der Wirtspflanze auszubreiten. So kann ein Myzel von *Verticillium* spp. nur wenige Millimeter pro Tag wachsen, die Sporen hingegen können in derselben Zeitspanne mit dem Saftstrom bis zu 5 m weit transportiert werden. Kommt ihr Transport zum Stillstand, keimen die Sporen aus und intensivieren die Infektion (SINCLAIR 2005).

Von *Verticillium* spp. befallenes Holz bildet Nekrosen aus. Dieses Gewebe ist nun nicht mehr in der Lage, Nährstoffe und Wasser zu leiten. Aus diesem Grunde können so auch nichtbefallene Pflanzenteile aufgrund von Nährstoffmangel und Trockenstress geschädigt werden und in weiterer Folge auch absterben (SINCLAIR 2005).

Studien über den genaueren Verlauf der Infektion von *Verticillium* spp. in Gehölzpflanzen zeigen, dass sich der Pilz sowohl stromaufwärts mit dem Saftstrom als auch durch tangentiales Wachstum ausbreitet. Aus diesem Grund nimmt der Anteil an nekrotischem Gewebe im Stammquerschnitt mit größer werdendem Abstand zur Stelle der Erstinfektion zu (SINCLAIR 2005).

Gegen den Saftstrom kann keine nennenswerte Ausbreitung beobachtet werden, allerdings wächst der Pilz häufig in den Bereich des vaskulären Kambiums ein und ist so in der Lage, Jahrringe der nächsten Vegetationsperiode neuerlich zu infizieren, falls der Baum die Erstinfektion überlebt (SINCLAIR 2005). Eine Ausbreitung in radialer Richtung findet hingegen kaum statt (NEUBAUER et al. 2007).

Um sich erfolgreich im Stamm ausbreiten zu können, ist *Verticillium* spp. in der Lage, bestimmte Enzyme und Toxine zu produzieren, die die primäre Zellwand angreifen, Xylemparenchym zum Absterben bringen und zu einer Dysfunktion des Leitgewebes führen (SINCLAIR 2005).

Nach erfolgreicher Kolonisierung der Wirtspflanze bildet *Verticillium* spp. innerhalb jener Dauerstadien aus. Mit dem Abwerfen von abgestorbenen Pflanzenteilen findet die Verbreitung statt. Nach dem Verrotten des Vektors bleiben die Dauerstadien im Boden erhalten.

ten und zeigen sich hier sehr widerstandsfähig gegen die meisten Umwelteinflüsse und können so Jahre überdauern. Nur in warmen, wassergesättigten Böden sterben die Dauerstadien schnell ab (SINCLAIR 2005). Nachfolgende schematische Abbildung zeigt den Lebenszyklus von *Verticillium* spp. an Gehölzen auf (Abb. 6).

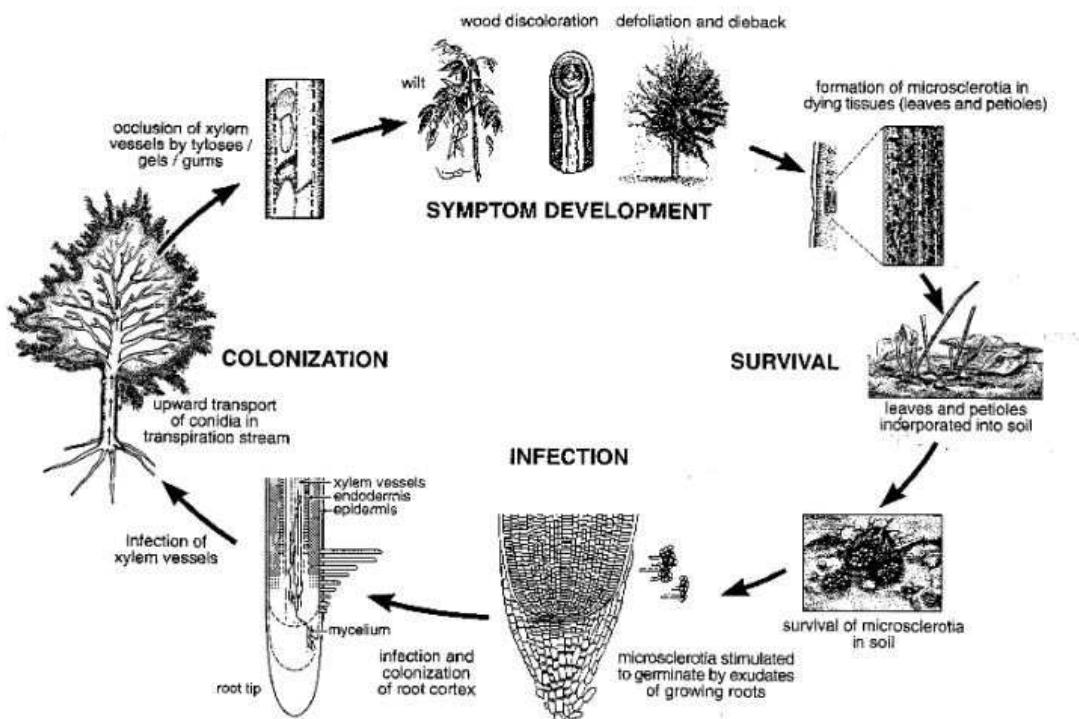


Abbildung 6 Schematische Darstellung des Lebenszyklus der *Verticillium*- Welke, Quelle: Hiemstra & Harris (1998)

Isolate von *Verticillium* spp. unterscheiden sich häufig in ihrer Aggressivität und Virulenz und es ist sehr wahrscheinlich, dass das Isolat an jener Pflanzenspezies die stärksten Symptome zeigt, von der dieses ursprünglich isoliert wurde. Diese Symptome können durch diverse Umwelteinflüsse noch verstärkt werden. So werden beispielsweise Pflanzen, die unter Trockenstress stehen, stärker von *Verticillium* spp. besiedelt als jene, die ausreichend Wasser zur Verfügung haben. *Verticillium* spp. selbst ist gegen Umwelteinflüsse sehr tolerant, nur hohe Temperaturen werden nicht vertragen (SINCLAIR 2005).

Die Bekämpfung von *Verticillium* spp. beschränkt sich hauptsächlich auf die Verwendung resisterter Pflanzen (SINCLAIR 2005), die Bekämpfung des Bodens mit Mykoziden ist meist zu kostenintensiv und daher unwirtschaftlich (AGRIOS 2005). Nichtchemische Bekämpfungsmaßnahmen sind jedoch entweder nicht vorhanden, oder nur an bestimmten Standorten anwendbar (KLOSTERMANN et al. 2011).

2.3.2. *Verticillium nonalfalfa* INDERBITZIN et al.

Die von INDERBITZIN et al. (2011) erstmals beschriebene Spezies *Verticillium nonalfalfa* verdankt ihren Namen dem Umstand, dass der Pilz zwar in verschiedenen Wirtspflanzen gedeiht, allerdings nicht in Luzerne (“Alfalfa”). Im Gegensatz dazu tritt die ebenfalls von INDERBITZIN et al. (2011) beschriebene Art *Verticillium alfalfa* nur an Luzerne auf.

Aufgrund der Tatsache, dass *V. nonalfalfa* sowie *V. alfalfa* von *V. albo-atrum* morphologisch nicht zu unterscheiden sind, wurde zwischen jenen Arten bis zur Neubeschreibung durch INDERBITZIN et al. (2011) nicht unterschieden.

Jene drei Spezies sind morphologisch gekennzeichnet durch aufrechte, hyaline Konidienträger mit wirtelig und teilweise sekundär verzweigten Phialiden, deren Enden mit ovalen bis ellipsoiden Konidien versehen sind (INDERBITZIN et al 2011). Als Dauerstadium werden melanisierte, dickwandige Hyphen (\varnothing 3 – 7 μm) ausgebildet. Nachfolgende Abbildung stellt eine Übersicht der morphologischen Merkmale von *V. nonalfalfa* dar (Abb. 7).

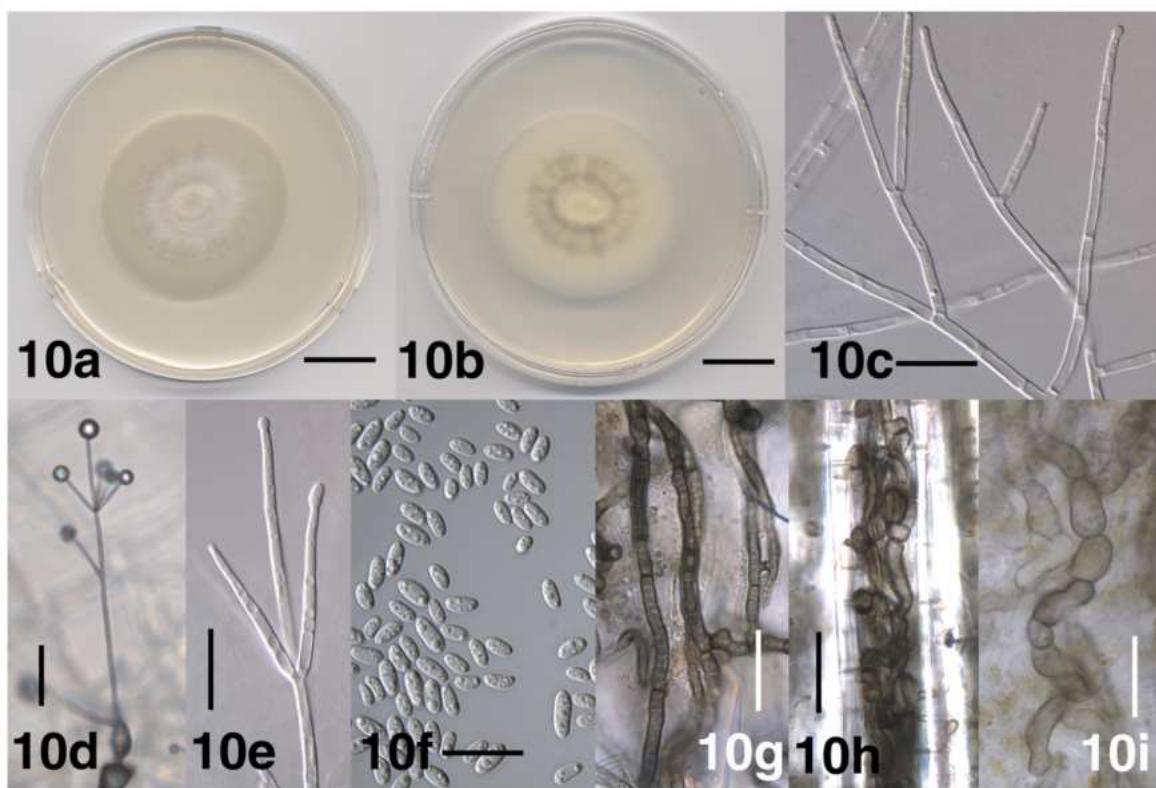


Abbildung 7 Morphologische Merkmale von *V. nonalfalfa*. 10a: Ansicht der Kultur von oben nach 14 Tagen. 10b: Ansicht der Kultur von unten nach 14 Tagen. 10c/10d: verzweigte Konidiospore nach 13 Tagen. 10e: verzweigte Phialide nach 13 Tagen. 10f: abgeschnürte Konidien nach dem 31. Tag. 10g: Dauerhyphen nach 18 Tagen. 10h: Dauerhyphen im Lumen einer Zelle. 10i: angeschwollene, separate Dauerhyphen nach 18 Tagen, Quelle: INDERBITZIN et al. (2011)

V. nonalfafae konnte zum Zeitpunkt der Erstbeschreibung in Kanada, Kuba, Japan, Slowenien und dem Vereinigten Königreich nachgewiesen werden und war dort an einem breiten Wirtsspektrum, unter anderem an Hopfen, Tomaten und Spinat, anzutreffen (INDERBITZIN et al. 2011). Weitere Untersuchungen ergaben, dass sich auch *A. altissima* sehr anfällig gegenüber einer Infektion mit *V. nonalfafae* zeigte (SNYDER et al. 2014; KASSON 2015).

Ebenfalls 2011 gelang es Oliver Maschek, den damals noch unter *V. albo-atrum* bekannten Pilz *V. nonalfafae* von absterbenden Götterbäumen in Österreich zu isolieren (MASCHEK 2011). Dies gelang hier erstmalig in Europa und war der Beginn der Forschungsarbeit zur biologischen Bekämpfung von *A. altissima* und in weiterer Folge *R. pseudoacacia* mit *V. nonalfafae*.

2.4. Probenmaterial

Es wurde mit Probenmaterial von zwei Versuchsstandorten gearbeitet, welches von Kevin Kletzmayr im Rahmen seiner Masterarbeit „Vorstufe zur biologischen Bekämpfung von *R. pseudoacacia*“ geworben wurde. Zusätzlich wurden an diesen Standorten Jahrringbohrungen durchgeführt. Weiters wurde Probenmaterial von *A. altissima* aus einem Versuch von Oliver Maschek untersucht.

Sowohl von *R. pseudoacacia* als auch von *A. altissima* stand Probenmaterial aus unterschiedlichen Höhen, relativ zur Inokulationsstelle gemessen, zur Verfügung.

2.4.1. Standorte

Es wurden Proben von den zwei Standorten Silberberg (**Abb. 8, Tab. 3**) und Schotterteich untersucht, die beide in der Nähe von Leibnitz in der Steiermark gelegen sind (**Abb. 9, Tab. 3**). Die ursprüngliche Versuchsplanung, die sich auf die Untersuchung der Proben des Standorts Schotterteich beschränkte, musste verworfen werden, da die Bäume jenes Standortes mit großer Wahrscheinlichkeit eine Vorschädigung aufwiesen. Dies wurde im Rahmen der ersten holzanatomischen Analysen ersichtlich. Deshalb wurde der Standort „Silberberg“ nachträglich in die Untersuchung miteinbezogen, da der Einfluss der *Verticillium*- Welke auf die Holzanatomie anhand der Schotterteichproben nicht erörtert werden konnte.



Abbildung 8 Standort Silberberg

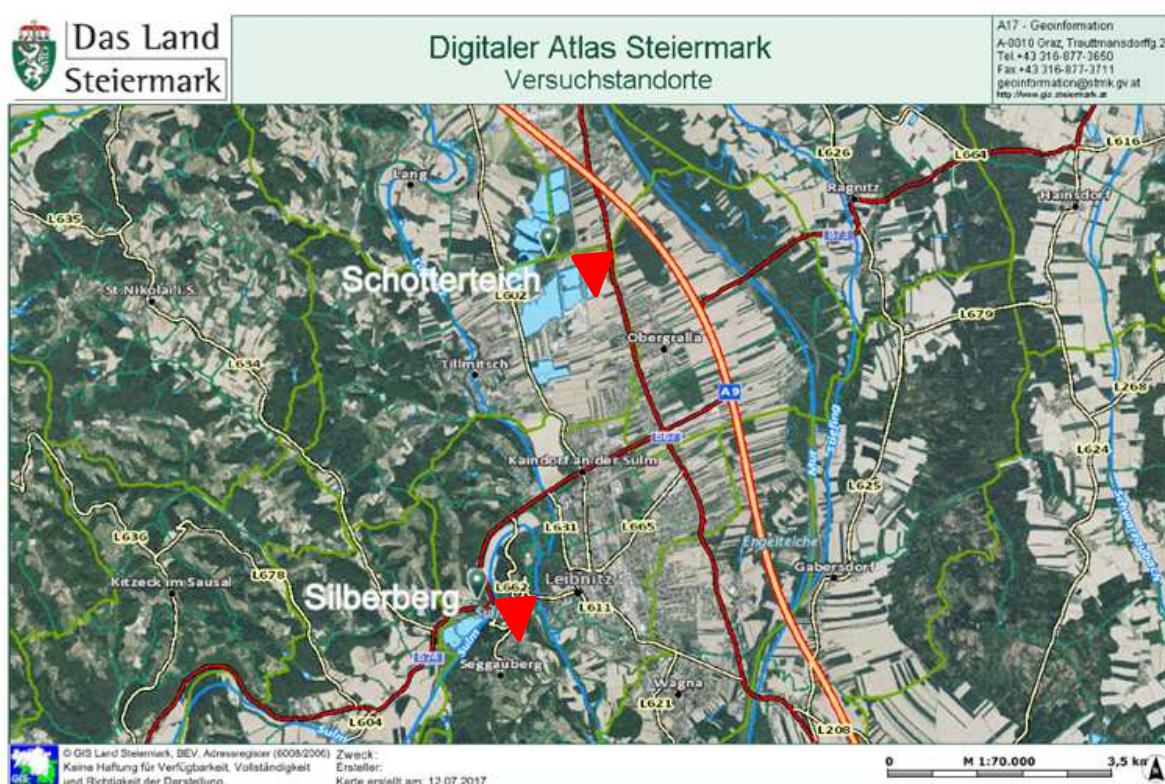


Abbildung 9 Standorte der Versuchsflächen Schotterteich und Silberberg in der Nähe von Leibnitz, Quelle: GIS Steiermark (2017)

2.4.1.1. Standort Schotterteich

Diese Versuchsfläche befindet sich in der Gemeinde Tillmitsch und ist Teil eines Schotterwerks der „Oswald H und H BetriebsgesmbH“ (**Tab. 3**). In unmittelbarer Nähe befindet sich ein Schotterteich (weniger als 40 m). Der forstlich nicht genutzte Bestand besteht neben der Robinie überwiegend aus anderen Pioniergehölzen wie Weide, Götterbaum und Traubenkirsche. Die Proben des Standortes Schotterteich wurden zu Beginn der Vegetationsperiode (Juni 2014) inkuliert (KLETZMAYR 2016). Hier standen Bloche (**Abb. 10**) von fünf Bäumen, die am 06.08.2015 gefällt wurden, zur Verfügung (**Tab. 4**).



Abbildung 10 Bloche vom Standort "Schotterteich" die anfänglich zur Untersuchung herangezogen wurden

2.4.1.2. Standort Silberberg

Die alternativ bearbeitete Versuchsfläche Silberberg (**Tab. 3**) liegt in der Gemeinde Kaindorf an der Sulm und ist Eigentum der „Fachhochschule für Weinbau Silberberg“. Aufgrund erfolgloser Versuche, die Robinien in diesem Bestand zu bekämpfen, wurde jene Fläche für den Versuch von Kevin Kletzmayr zur Robinienbekämpfung zur Verfügung gestellt (KLETZMAYR 2016). Von dieser Versuchsfläche standen Proben von sechs Bäumen, die ebenfalls im Juni 2014 inkuliert und am 10.6.2015 gefällt wurden, zur Verfügung (**Tab. 4**).

Nachfolgende Tabelle gibt die Standortdaten der beiden Versuchsflächen wieder (**Tab. 3**).

Tabelle 3 Daten der zwei Versuchsflächen; Quelle: Verändert nach KLETZMAYR (2016)

Fläche	Ort	GPS-Koordinaten (Nord/Ost)	Seehöhe (m)	Exposition/ Hangneigung (%)	Baumarten- Verteilung (%)	Bodentyp	Bestandesalter (Jahre)	Stammzahl (N/ha)	Bestockungs- grad (%)
Schotter- teich	Tillmitsch	N 46 49 34.068 E 15 31 44.857	283	Ebene 0	80 Robinie 10 Weide 10 Götterbaum	Tiefgründige carbonat- freie Braunerde	12	1300	90
Silberberg	Kaindorf an der Sulm	N 46 46 45.505 E15 31 5.318	295 – 335	Süd 80- 100	80 Robinie 20 Götterbaum	Tiefgründige wechsel- feuchte podsolige Braunerde	7-30	2500	120

Tabelle 4 Probenmaterial von *R. pseudoacacia* der beiden Standorte Schotterteich und Silberberg

Standort	Baum	Relative Höhe					
		0 m	1 m	2 m	4 m	6 m	8 m
Schotterteich	8	x	x	x	x	x	x
	15	x	x	x	x	x	x
	16	x	x	x	x	x	
	17	x	x	x	x	x	x
	21	x	x	x	x	x	
Standort	Baum	Relative Höhe					
		0 m	1 m	2 m	4 m	6 m	8 m
Silberberg	10		x	x	x		
	13		x	x	x	x	
	14		x	x	x	x	x
	17		x	x	x	x	x
	18			x	x	x	
	26		x	x	x	x	

2.4.2. Die Götterbaumproben

Hier standen die Proben von 5 Bäumen zur Verfügung, die am 13.06.2014 inkuliert und am 3.11.2014 gefällt wurden (**Tab. 5**).

Tabelle 5 Probenmaterial von *A. altissima*. Stammscheiben die unterhalb der Inkulationsstelle entnommen wurden, wurden mit einem Minus gekennzeichnet.

Baum	Relative Höhe			
	-4 cm	-3 cm	-1 cm	14 cm
A1	x		x	x
A2	x		x	x
A3	x		x	x
A4		x	x	x
A5	x		x	x

2.5. Methoden

Um die anatomischen Besonderheiten des Holzes von inkulierten Robinien aufzuzeigen und quantifizieren zu können, wurden von den Blöcken anatomische Schnitte der Jahrringe 2012- 2015 sowie geschliffene Holzscheiben angefertigt, die anschließend digitalisiert und ausgewertet wurden. Zusätzlich wurden an den Standorten Schotterteich und Silberberg Bohrkerne von gesunden Bäumen als Vergleichsproben entnommen. Davon wurden ebenfalls anatomische Schnitte angefertigt sowie Aufnahmen mit einem Binokular durchgeführt, um die Jahrringe eindeutig datieren zu können.

Von *A. altissima* wurden ausschließlich anatomische Schnitte von inkuliertem Holz angefertigt.

2.5.1. Die Zuwachsbohrungen

Um die anatomischen Besonderheiten der inkulierten Robinien mit jenen von Gesunden vergleichen zu können, wurden Zuwachsbohrungen von nicht inkulierten Bäumen vorgenommen (**Abb. 11 a/b**). Am 2. August. 2016 wurden die Bohrkerne am Standort Schotterteich und am 16. Oktober 2016 am Standort Silberberg geworben.



Abbildung 11 a: Der Zuwachsbohrer im Einsatz; b: Der Bohrkern wird aus dem Zuwachsbohrer gezogen

Mit einem Zuwachsbohrer der Fa. Suunto (Vantaa, Finnland) wurden Holzproben an gesunden Bäumen in unmittelbarer Umgebung zu den inkulierten Probebäumen entnommen. Pro Baum wurden jeweils zwei sich gegenüberliegende Bohrkerne (180°), ca. einem Meter über dem Boden geworben. Dabei wurde darauf geachtet, Zugholz zu vermeiden.

Da *R. pseudoacacia* allerdings zur Krummschaftigkeit neigt (SCHAFHUBER 1994), war dies nicht immer zur Gänze möglich. Die beschrifteten und verpackten Bohrkerne wurden schließlich im Gefrierschrank zwischengelagert, um Sekundärbefall mit Saprophyten zu unterbinden.

2.5.2. Das Schneiden der Blöcke

Um die Untersuchungen durchführen zu können, wurden die nach der Fällung bei 4°C in einem Kühlraum gelagerten, anschließend eingefrorenen (-18°C) und schließlich bei Zimmertemperatur (20°C) getrockneten Proben mit einer Kreissäge zugeschnitten. Von jedem Bloch wurden zwei Holzscheiben abgeschnitten. Zur späteren Herstellung der anatomischen Schnitte musste jeweils eine Scheibe eine Dicke von ca. 1,5 cm aufweisen (**Abb. 13**). Die zweite Scheibe wurde geschliffen. Dafür war eine etwas dickere Scheibe zweckmäßig (ca. 3 cm).

2.5.3. Die Holzschliffe

Zur Herstellung der Holzschliffe wurde mit zwei unterschiedlichen Gerätschaften experimentiert, die ähnliche Ergebnisse lieferten (**Abb. 12 a/b**). Aufgrund der etwas besseren Schleifleistung der stationären Schleifmaschine wurde dieses Gerät zur weiteren Bearbeitung der Holzscheiben gewählt (**Abb. 12b**).

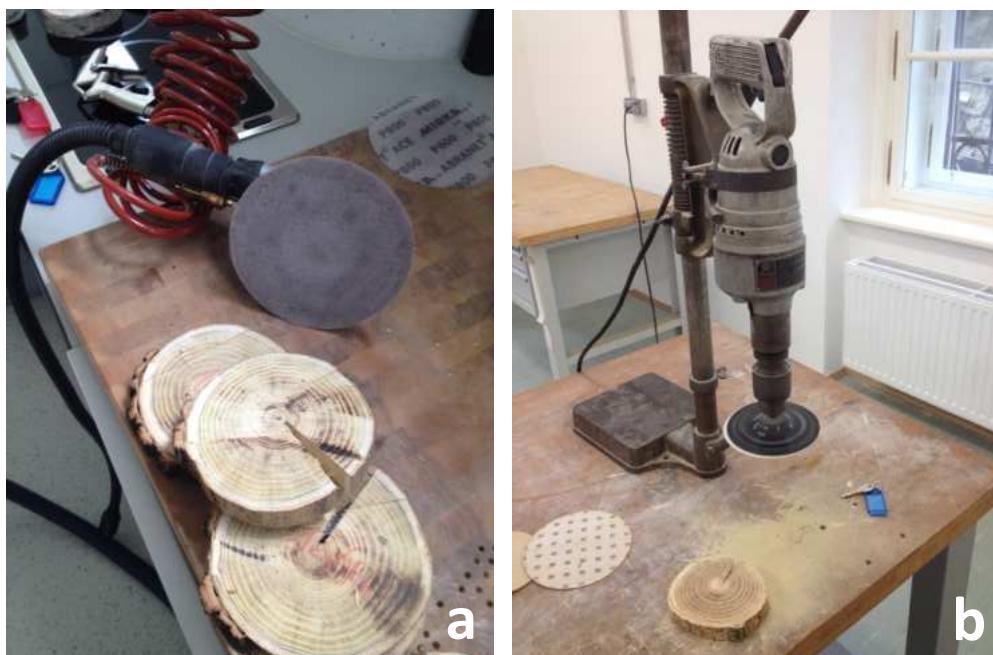


Abbildung 12 a: Das Schleifen mit einer Handschleifmaschine; b: Das Schleifen mit einer stationären Schleifmaschine

Es wurde Schleifpapier in den Stärken P120 bis P1000 verwendet, wobei mit dem grössten Papier begonnen wurde und der letzte Schliff mit dem feinsten Papier durchgeführt wurde. Da sich feiner Staub in den Gefäßen einlagerte, musste jener nach Fertigstellung der Schleifarbeiten mit Druckluft ausgeblasen werden.

Die geschliffenen und ausgeblasenen Holzscheiben konnten anschließend mit einem handelsüblichen Scanner gescannt werden (**Abb. 13**).



Abbildung 13 Gescannte geschliffene Holzscheibe von *R. pseudoacacia* mit beigelegtem Maßstab

2.5.4. Herstellung der anatomischen Schnitte

Um holzanatomische Schnitte herstellen zu können, mussten Holzstücke von passenden Dimensionen hergestellt werden. Dafür wurden von den 1,5 cm dicken Stammscheiben mit Hammer und Stemmeisen ca. 0,5 cm breite Holzkeile an zwei sich gegenüberliegenden Seiten herausgestemmt (**Abb. 14**). Es war dabei darauf zu achten, dass in radialer Richtung gestemmt wurde und dass die geworbene Holzprobe möglichst nicht im Bereich des Reaktionsholzes lag, da jene Bereiche eine andere Anatomie aufweisen, die die spätere Vergleichbarkeit der Proben hätte beeinflussen können. Darüber hinaus sollte die Holzprobe eine möglichst rechteckige Form aufweisen, da dies das spätere Einspannen in das Mikrotom wesentlich erleichterte. Natürlich musste auch darauf geachtet werden, dass die benötigten Jahrringe vollständig in der Probe enthalten waren.

Da *R. pseudoacacia* ein sehr hartes Holz aufweist, musste eine Methode gefunden werden, um das Holz schneidbarer zu machen. Dafür wurden, wie nachfolgend beschrieben, Vorversuche durchgeführt.



Abbildung 14 Probenvorbereitung: Eine ca. 1,5 cm dicke Holzscheibe sowie Hammer und Stemmeisen zur Gewinnung der benötigten Holzkeile. Zusätzlich ist ein Plastikbehälter abgebildet, der bereits eine in Wasser eingelegte Holzprobe enthält

2.5.4.1. Methodenentwicklung zur Erstellung von Mikrotomschnitten

Das Holz wurde probeweise in verschiedenen Lösungen eingeweicht und anschließend mit einem Schnittmikrotom der Fa. Reichert Jung (Optische Werke AG Wien, Österreich), sowie mit einem Rotationsmikrotom Modell RM223 der Fa. Leica (Nußloch, Deutschland, **Abb. 15**) Schnitte mit einer Dicke von 20 µm angefertigt. Dies diente dem Zweck, eine gute Methode für das Herstellen anatomischer Schnitte von Robinienholz zu finden. Außerdem wurde mit unterschiedlichen Klingenschärfen experimentiert.

Als Lösungen kamen Wasser, ein Gemisch aus Glycerin, Alkohol und destilliertem Wasser im Verhältnis 1:1:1 sowie ein Gemisch aus Wasser und Ethylendiamin im Verhältnis 9:1 zum Einsatz.

Das in Wasser gelöste Stück Holz wurde ca. 24 Stunden im Kühlschrank bei 4°C aufbewahrt, um das Weichwerden des Holzes weitgehend ohne Zersetzungssprozesse zu ermöglichen. Die übrigen Gemische wurden samt den Proben ca. 24 Stunden in einem Trockenschrank bei 60°C aufbewahrt. Es zeigte sich, dass das 24-stündige Einlegen in Wasser und das anschließende Schneiden mit dem Rotationsmikrotom mit dem Klingentyp MS100 der Fa. Micros (Hunnenbrunn, Österreich) zu den besten Ergebnissen führte.

Die beiden anderen Methoden brachten keine entscheidenden Vorteile. Ethylendiamin hatte aber den Nachteil, dass das Holz teils stark angriffen wurde, die anatomischen Schnitte schlechter anfärbbar waren und so eventuell relevante anatomische Information hätten verloren gehen können.



Abbildung 15 Das Rotationsmikrotom

2.5.4.2. Das Schneiden mit dem Rotationsmikrotom

Die ca. 24 Stunden im Kühlschrank aufbewahrte Probe wurde an dem Gerät in die dafür vorgesehene Vorrichtung eingespannt. Es war darauf zu achten, dass die Faserrichtung im 90° Winkel zur Klinge verläuft, um einen brauchbaren Schnitt zu erhalten. Die Klingen mussten regelmäßig gewechselt werden, da stumpfe Klingen zu unbefriedigenden Ergebnissen führten. Während des Schneidvorganges wurde die Schnittfläche stetig mit destilliertem Wasser, das mit einem Pinsel aufgebracht wurde, feucht gehalten. Dies verbesserte die Schneidfähigkeit und wirkte dem Einrollen des herzustellenden Schnittes entgegen. Bevor der eigentliche Schnitt entnommen werden konnte, musste eine ebene Schnittfläche hergestellt werden. Dies geschah durch mehrmaliges Abtragen von 30 µm Schnitten. War eine gerade Schnittfläche erreicht, konnte damit begonnen werden, die benötigten 20 µm Schnitte zu schneiden. Unter Zuhilfenahme eines Pinsels wurde der produzierte Schnitt danach vorsichtig von der Probe gelöst und auf einen Objektträger übertragen (**Abb. 16**).

Abbildung 16 Ungefärzte Schnitte von *R. pseudoacacia* Holz auf Objektträgern

Der Schnitt wurde anschließend unter dem Auflichtmikroskop auf seine Güte geprüft. Da das Splintholz der Proben eine hohe Fragilität aufwies, war es mitunter notwendig, die Probe zu verkleinern oder den Bast zu entfernen, um einen Schnitt zu erhalten, der alle benötigten Jahrringe vollständig enthielt. Führte das nicht zum Erfolg, musste die Prozedur mir einer anderen Holzprobe derselben Stammscheibe wiederholt werden. Generell war darauf zu achten, dass die Schnitte, die für eine weitere Verwendung als geeignet befunden wurden, nicht austrockneten.

2.5.4.3. Das Färben der Mikrotomschnitte

Die anatomischen Schnitte, die alle benötigten Kriterien erfüllten, wurden sofort eingefärbt. Als Färbemittel kamen Safranin und Astrablau zum Einsatz (**Abb. 17**).

Die Safraninlösung wurde zuvor im Verhältnis von 5:1 mit destilliertem Wasser verdünnt. Diese wurde auf die noch am Objektträger befindlichen Schnitte mit einer Pipette aufgetragen (**Abb. 18 a/b**). Die Einwirkzeit betrug ca. zehn Minuten. Danach wurden die Schnitte vorsichtig mit einer Pipette auf dem Objektträger mit destilliertem Wasser gespült. Die nun rotgefärbten Schnitte wurden anschließend mit Hilfe einer Pipette mit Astrablau beträufelt.



Abbildung 17 Zeigt die benötigten Utensilien die zum Färben der Schnitte notwendig waren. Ethanol, Astrablau, Safranin und destilliertes Wasser waren die wesentlichen Komponenten

Die Einwirkzeit betrug hier ca. fünf Minuten. Schließlich wurde der Schnitt noch auf dem Objektträger mit destilliertem Wasser, anschließend mit einem Gemisch aus Ethanol und destilliertem Wasser im Verhältnis 1:1 und letztlich mit hundertprozentigen Ethanol mit Hilfe einer Pipette gewaschen. Um die letzte überschüssige Farbe zu entfernen, wurden die nun fertig gefärbten Schnitte einem Bad aus hundertprozentigen Ethanol unterzogen

und somit auch vollständig entwässert. Dazu wurden sie mit Hilfe einer Federpinzette von dem Objektträger in einem Behälter mit Ethanol überführt.

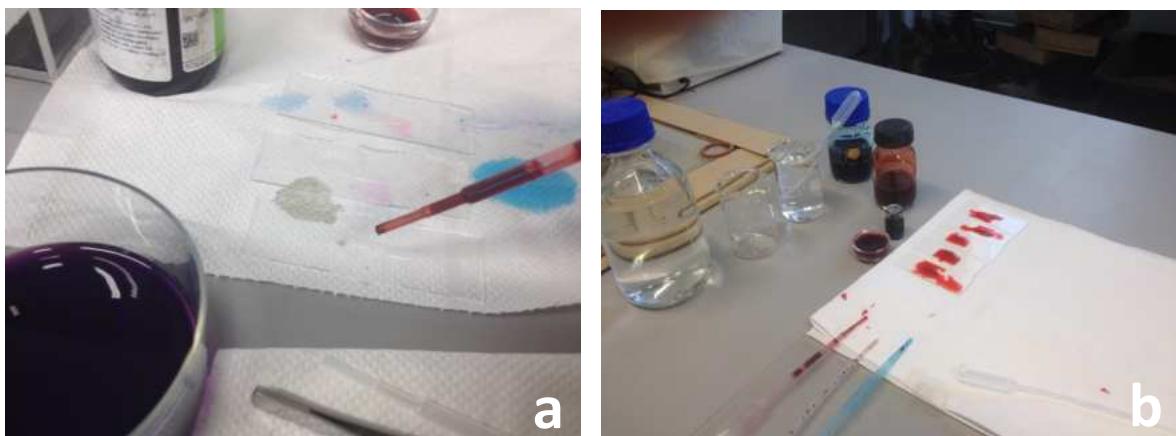


Abbildung 18 a: Schnitt der mit einer Pipette mit Safranin beträufelt wird; b: Schnitte mit Safranin beträufelt

2.5.4.4. Die Dauerpräparatherstellung

Von den fertig gefärbten Schnitten wurden Dauerpräparate erstellt. Dazu wurde ein neuer Objektträger mithilfe eines Glasstabes mit Euparal (Karl Roth GmbH & Co. KG, Karlsruhe, Deutschland) eingestrichen. Der zuvor in Ethanol eingelegte Schnitt wurde ca. eine Sekunde an Zellstoff gehalten, um das Ethanol zu entfernen und anschließend in Euparal eingebettet. Dies geschah unter Zuhilfenahme einer Federpinzette. Der nun in Euparal liegende Schnitt wurde ein weiteres Mal mit Euparal bestrichen, um etwaiger Luftblasenbildung entgegenzuwirken. Schließlich wurde ein Deckglas aufgebracht und mit einem Finger ein starker Druck auf jenes ausgeübt, um Luftblasen aus dem Präparat zu entfernen. Überschüssiges Euparal, dass an den Rändern hervorquoll, wurde mit einem anderen Deckglas abgestrichen. Um beständigen Druck aufbauen zu können, wurde das Präparat mit einer Klammer versehen (**Abb. 19a**) und kam schließlich für ca. 24 Stunden bei 60°C in einen Trockenschrank. Anschließend mussten die Präparate noch bei Zimmertemperatur aushärten und wurden zu diesem Zweck mit einem Magneten beschwert (**Abb. 19b**).

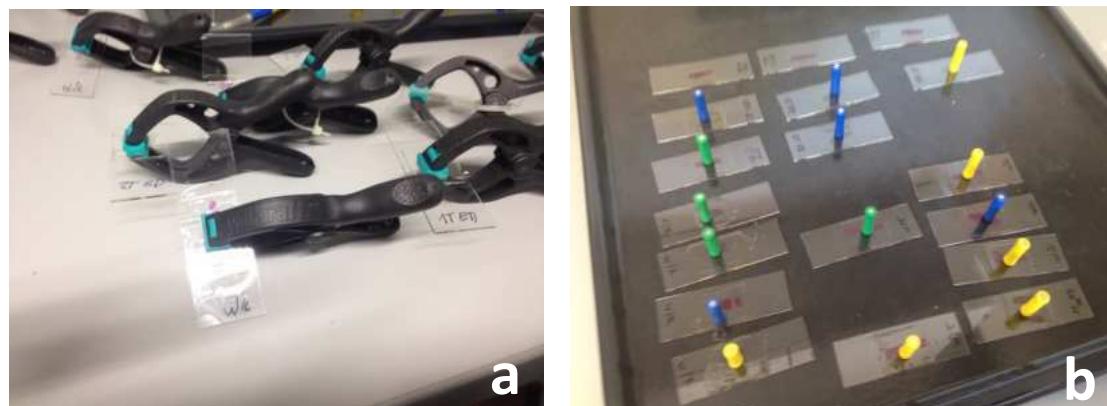


Abbildung 19 a: Mit Klammern versehene Präparate; b: Mit Magneten beschwerte Präparate

2.5.4.5. Digitalisieren der Präparate

Das Digitalisieren der Präparate wurde mit dem Mikroskop Leica DM5500 B (Nussloch, Deutschland) und einer Kamera (Leica DMC2900, Leica CTR6000, Leica Application Suite 4.8.0; Nussloch, Deutschland) durchgeführt (**Abb. 20b**).

Bevor die fertig ausgehärteten Präparate fotografiert werden konnten, mussten sie von überschüssigem Euparal und Staub befreit werden. Zu diesem Zweck wurde erst das überschüssige Euparal mit einer Mikrotomklinge abgeschabt, anschließend der zu fotografierende Bereich mit hundertprozentigem Ethanol, der mit einem Wattestäbchen aufgetragen wurde, gereinigt und anschließend das Präparat mit Zellstoff poliert (**Abb. 20a**).

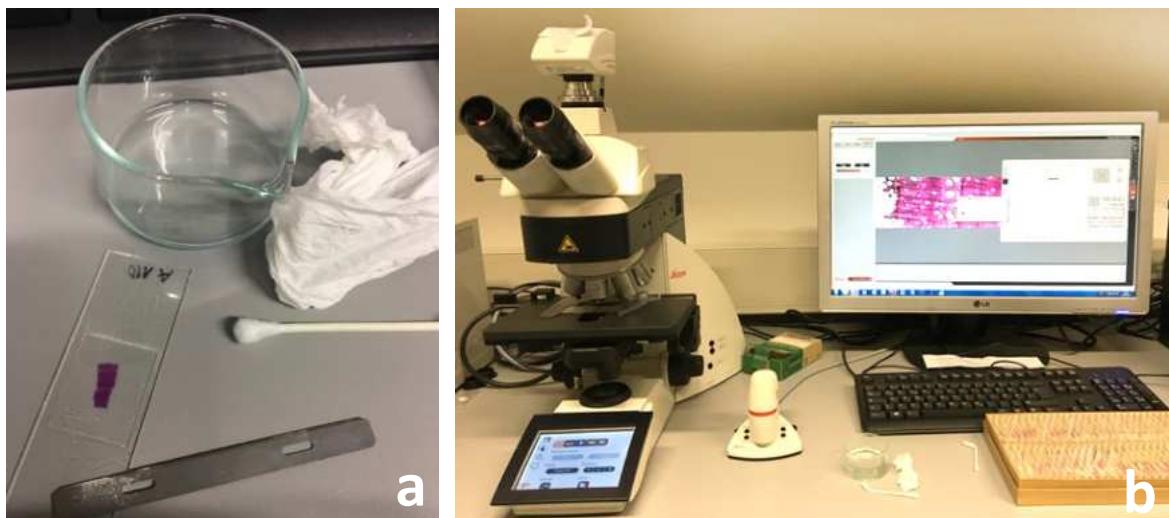


Abbildung 20 a: Reinigung der Präparate mit Mikrotomklinge, Ethanol und Wattestäbchen **b:** Digitalisierung der Schnitte

Beim Digitalisieren der Präparate musste auf korrekte Schärfe und Kontrasteinstellungen geachtet werden, um brauchbare Bilder zu erhalten.

Die Präparate wurden in einem Multistep-Verfahren fotografiert, das heißt aus mehreren Einzelbildern zusammengefügt. Da die Leica-Software diesbezüglich nicht einwandfrei arbeitete, mussten diese Einzelbilder mit der Bildbearbeitungssoftware Photoshop CS2 nochmals manuell zusammengefügt werden, um ein fehlerfreies Bild zu erhalten.

Um die relativen Gefäßflächen quantifizieren zu können, mussten in den vollständig digitalisierten Schnitten nun mit Hilfe eines Grafiktablets (**Abb. 21**) und Photoshop CS6 die Gefäßflächen manuell eingezeichnet werden (**Abb. 22**). Hierbei wurde zwischen Frühholz, Übergangszone und Spätholz unterschieden. Für jede dieser drei Kompartimente wurden

unterschiedliche Layer angelegt, um später die Gefäßflächen relativ zur Kompartimentsfläche berechnen zu können (**Abb. 23**). Fertig bearbeitete Layer wurden als Skript- Dateien abgespeichert.

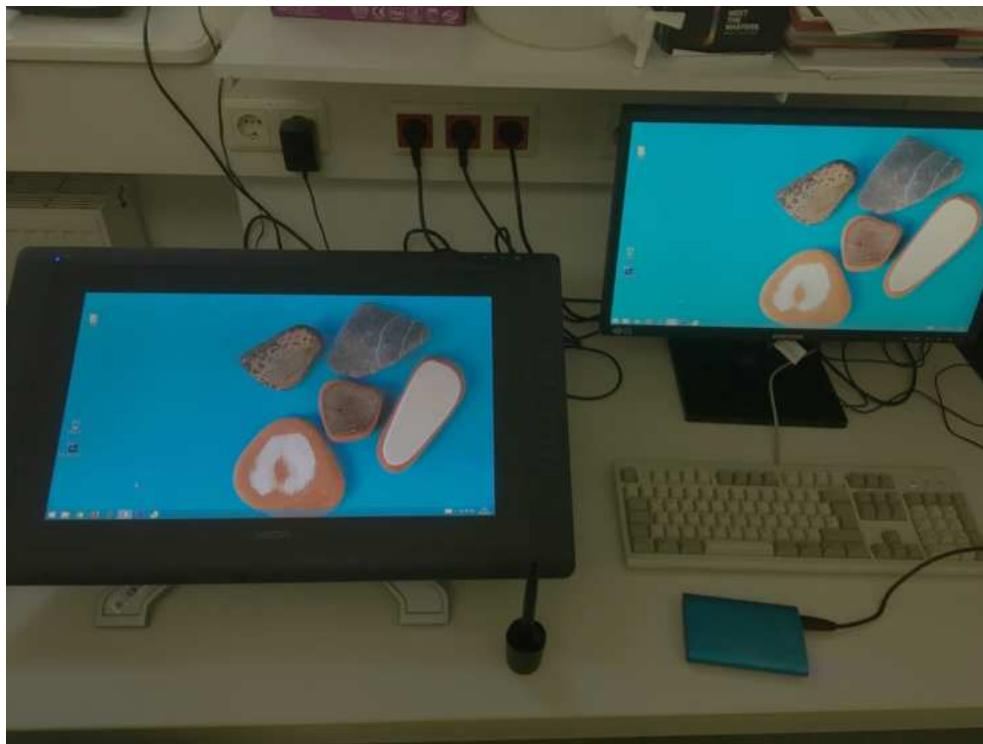


Abbildung 21 Grafiktablett zur manuellen Einzeichnung der Gefäßflächen

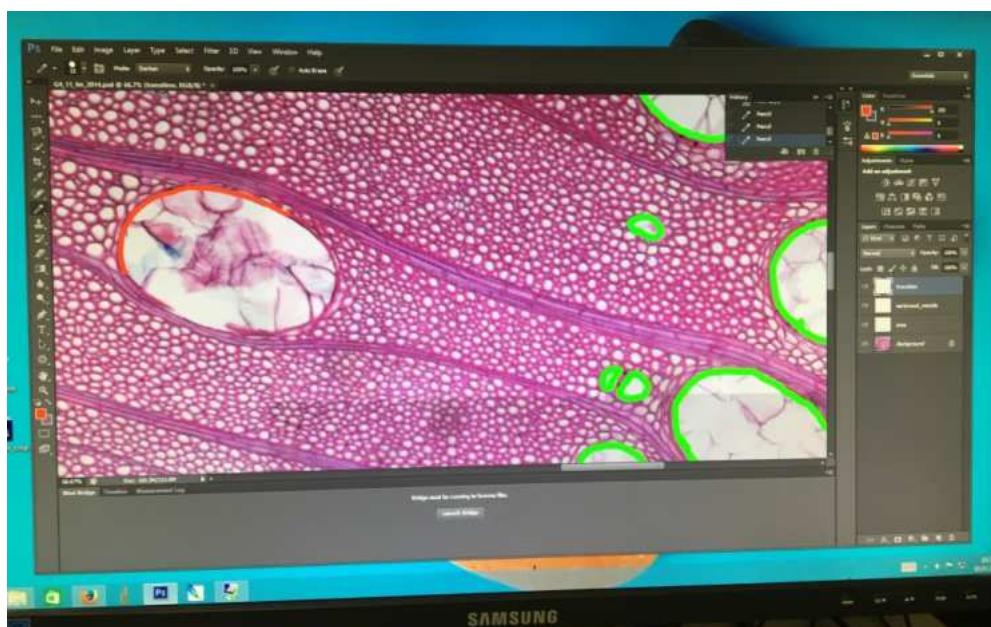


Abbildung 22 Manuelle Einzeichnung der Gefäße mit Hilfe von Photoshop. Unterschiedliche Farben kennzeichnen unterschiedliche Holzonen, hier Frühholz (grün) und Übergangszone (rot)

Diese Dateien konnten schließlich mit der Software ImageJ (<https://imagej.nih.gov/ij/>) bezüglich der eingezeichneten Flächen der Gefäße sowie der Flächen der Holzkompartimente quantifiziert und in eine Excel- Datei ausgelesen werden.

Mit dem zuvor genannten Mikroskop wurde außerdem die mittlere Zellwandstärke der Libriformfasern der Holzkompartimente gemessen. Dazu wurden pro Kompartiment an zwei Stellen zehn Messungen durchgeführt und anschließend der Mittelwert berechnet.

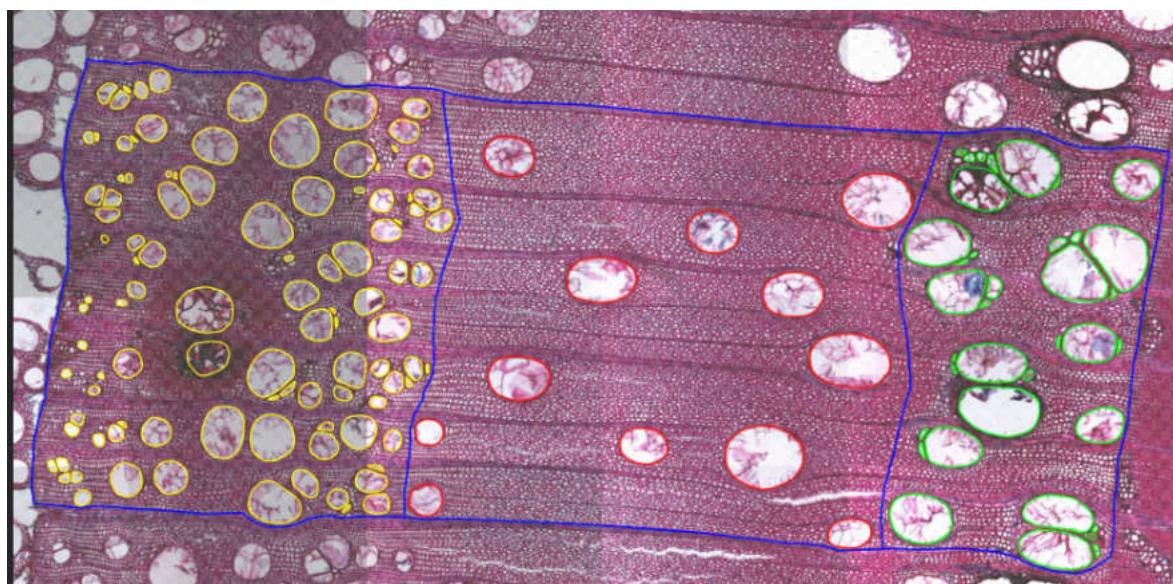


Abbildung 23 Die Gefäße der drei Holzkompartimente wurden mit unterschiedlichen Farben manuell in separaten Layern eingezeichnet

2.5.5. Analysen an den Bohrkernen

Das Anfertigen der Schnitte und Dauerpräparate sowie das Digitalisieren, wurde analog, wie oben bereits beschrieben, durchgeführt.

Zusätzlich zu den anatomischen Präparaten wurden die Schnittflächen der Bohrkerne fotografiert. Zu diesem Zweck wurde das Binokular Axio Zoom.V16 der Fa. Zeiss (Oberkochen, Deutschland) (**Abb. 24**) verwendet. Mit den Binokularaufnahmen konnten die Jahrtringe in den Mikrotomschnitten eindeutig datiert werden (**Abb. 25**).



Abbildung 24 Mit dem Binokular Axio Zoom. V16 wurden die Schnittflächen der Jahrringproben fotografiert

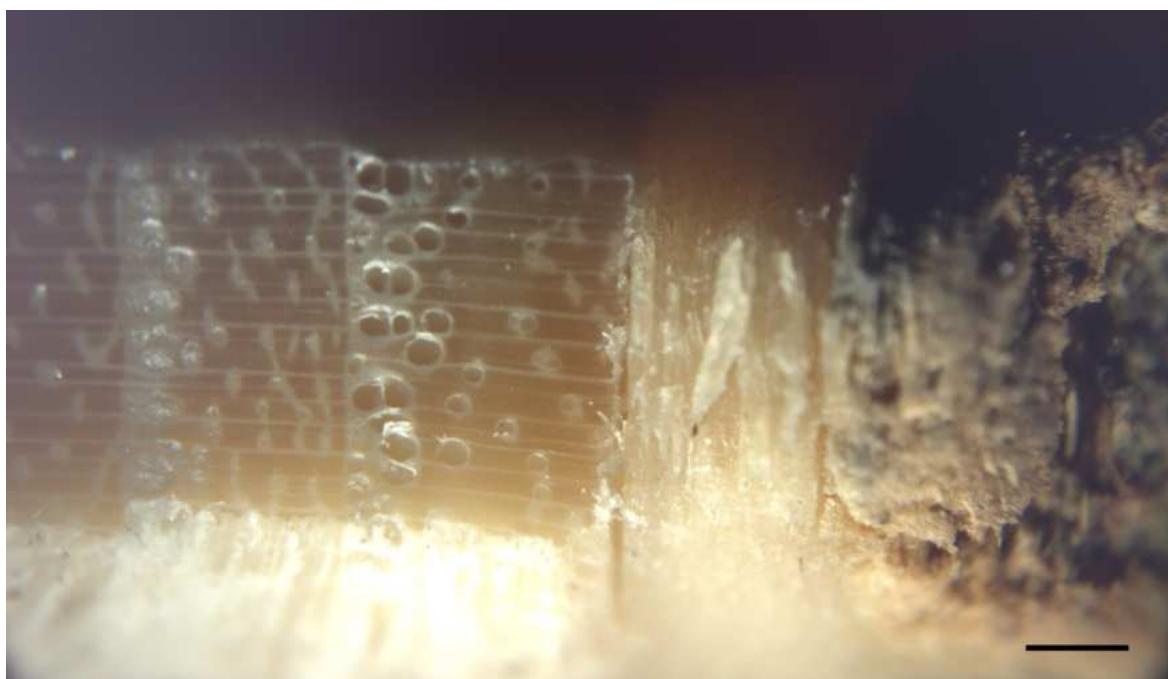


Abbildung 25 Aufnahme der Schnittfläche eines Bohrkernes von *R. pseudoacacia*, Maßbalken= 1 mm

2.5.6. Statistische Analyse

Die statistische Auswertung wurde mit der Software SPSS IBM Statistics Version 24 sowie Microsoft Excel vorgenommen. Es wurde untersucht, ob und welche signifikanten Unterschiede in der Holzanatomie zwischen gesundem und infiziertem Holz von *R. pseudoacacia* bestehen.

cia gefunden werden können. Zu diesem Zweck wurden die Mittel der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente Frühholz, Übergangszone und Spätholz (%)=

$$\frac{\text{Summe der Gefäßflächen}}{\text{Holzkompartiment}} * 100$$

untereinander, zwischen verschiedenen Probenhöhen und Jahrringen, sowie zwischen inokulierten und nicht inokulierten Proben, mittels unabhängigen t-Tests untersucht. Da Zellpopulationen meist einer Normalverteilung folgen, (CARLQUIST 1988) wurde, um die t-Tests durchführen zu können, eine Normalverteilung unterstellt. Aufgrund des geringen Stichprobenumfangs wurde zur weiteren Absicherung auch der nicht parametrische Mann-Whitney-U-Test durchgeführt.

Hierzu wurden die Mittel der relativen Gefäßflächen, der drei Holzkompartimente der inokulierten Bäume des Jahrrings 2014 (Probenhöhe 2 m) mit denselben der Kontrollbäume des Jahrrings 2014 verglichen (Probenhöhe 1 m). Außerdem wurde zwischen diesen Gruppen ein Post-Hoc-Test durchgeführt, der die sechs Gruppen „Frühholz - inokuliert“, „Frühholz - nicht inokuliert“, „Übergangszone - inokuliert“, „Übergangszone - nicht inokuliert“, „Spätholz - inokuliert“ und „Spätholz - nicht inokuliert“ miteinander verglich.

Des Weiteren wurde untersucht, ob sich die relative Gefäßfläche der Holzkompartimente über die Höhe hin ändert. Zu diesem Zweck wurden jeweils die Mittel der relativen Gefäßflächen der Probenhöhe 2 m mit jenen der Probenhöhe 4 m verglichen. Dies wurde sowohl für das Jahr 2013 als auch für das Jahr 2014 durchgeführt.

Außerdem wurde das Mittel der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente auf Probenhöhe 4 m im Hinblick auf Unterschiede zwischen den Jahren (2012, 2013, 2014) hin untersucht, sowie auch auf Probenhöhe 2 m zwischen den Jahren 2013 und 2014.

Schließlich wurden noch die Mittel der Zellwanddicke der Libriformfasern der drei Holzkompartimente ebenfalls mittels unabhängigen t-Tests verglichen. Hier wurden die einzelnen Kompartimente der Kontrollbäume sowie der inokulierten Robinien der Jahrringe 2013 sowie 2014 untereinander verglichen.

3. Ergebnisse

3.1. Qualitative Ergebnisse der geschliffenen Stammscheiben

Die qualitative Auswertung der geschliffenen Stammscheiben der Schotterteich- und Silberbergproben von *R. pseudoacacia* sowie die zusätzlich angefertigten von *A. altissima* lieferten Ergebnisse die folgend beschrieben werden.

3.1.1. Makroskopische Symptome der *Verticillium*- Infektion von *R. pseudoacacia*

Die typischen makroskopischen Symptome der *Verticillium*- Infektion von *R. pseudoacacia* werden anhand **Abb. 26** veranschaulicht. Im Splint des inokulierten Baumes zeigten sich schwarze punktförmige Verfärbungen, die ringförmig über den gesamten Querschnitt verteilt sein konnten.

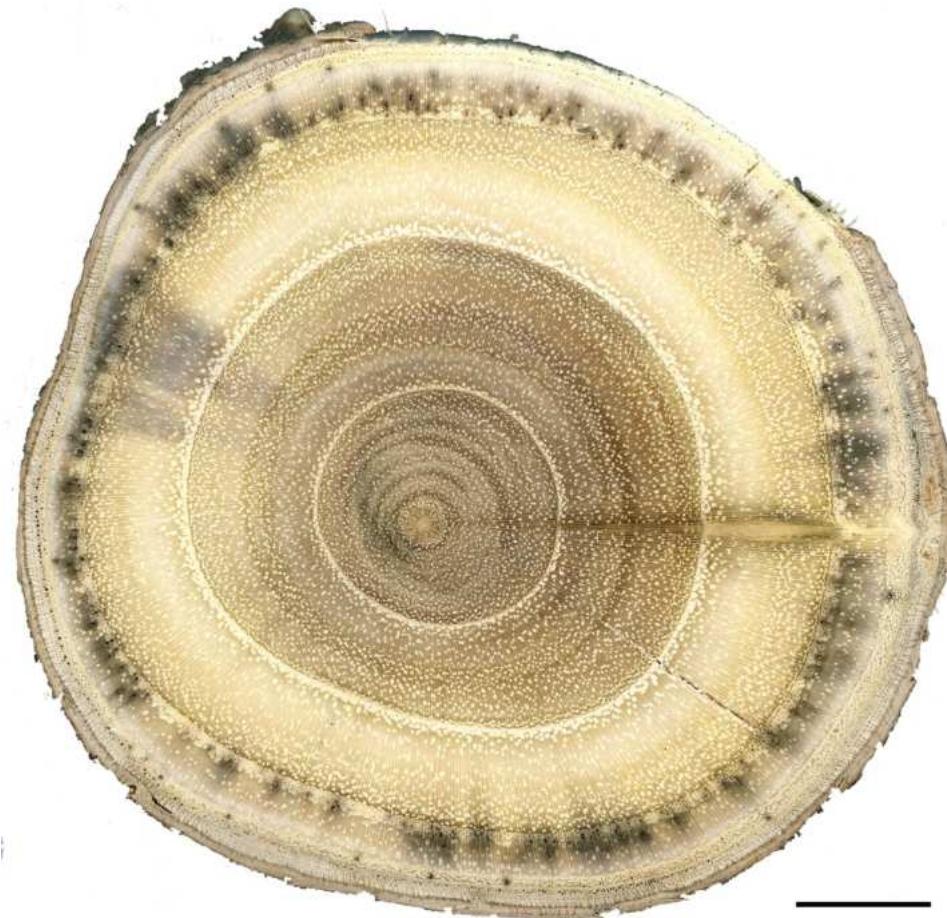


Abbildung 26 Typische makroskopische Symptome der *Verticillium*- Infektion an *R. pseudoacacia* in Form von punktförmigen schwarzen Verfärbungen des Splintholzes in ringförmiger Anordnung über den Querschnitt verteilt, Maßbalken= 1 cm

Die Verfärbungen hatten ihren Ursprung in einzelnen Gefäßen des Frühholzes des inokulierten Jahrringes und breiteten sich in radialer Richtung ellipsenförmig aus (**Abb. 27/1**). Im Spätholzanteil des Jahrringes der Inokulation wurde ein falscher Jahrring ausgebildet, der sich, für den Spätholzbereich unüblich, in zahlreichen, großlumigen Gefäßen äußerte (**Abb. 27/2**). Im Folgejahr der Inokulation war ein noch nicht vollständig ausgebildeter Jahrring, der hauptsächlich aus Frühholz bestand, zu sehen (**Abb. 27/3**). Dieser wurde durch den Bast (**Abb. 27/4**) sowie Periderm (**Abb. 27/5**) nach außen hin abgegrenzt.

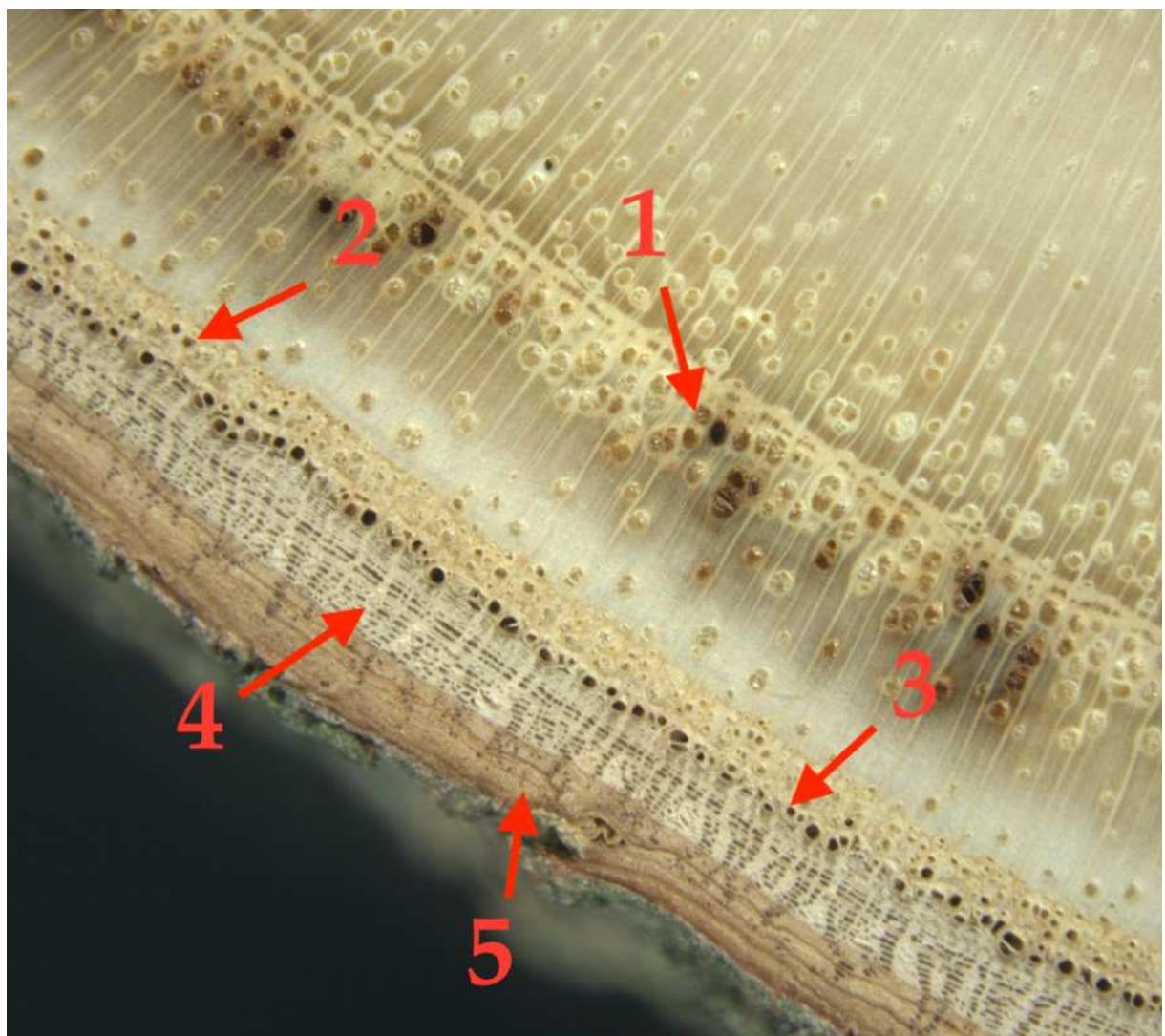


Abbildung 27 Ausschnitt eines typischen inokulierten Jahrringes mit verfärbten Gefäßen im Frühholz (1), einem falschen Jahrring im Spätholz (2), sowie einem noch nicht vollständig ausgebildeten Jahrring, der fast zur Gänze aus Frühholz besteht, im Folgejahr der Inokulation (3). Dieser Jahrring wird nach außen hin durch den Bast (4) und schließlich dem Periderm (5) begrenzt, Probenpräparation: Peter Hietz, Foto: Erhard Halmschlager / Oliver Maschek

3.1.2. Unterschiedliche makroskopische Symptomausprägungen der Proben vom Standort Schotterteich vs. Standort Silberberg

Die für eine *Verticillium*-Infektion typische punktuelle Verfärbung einzelner Gefäße und deren Umgebung konnte nur am Standort Silberberg beobachtet werden (**Abb. 28**).

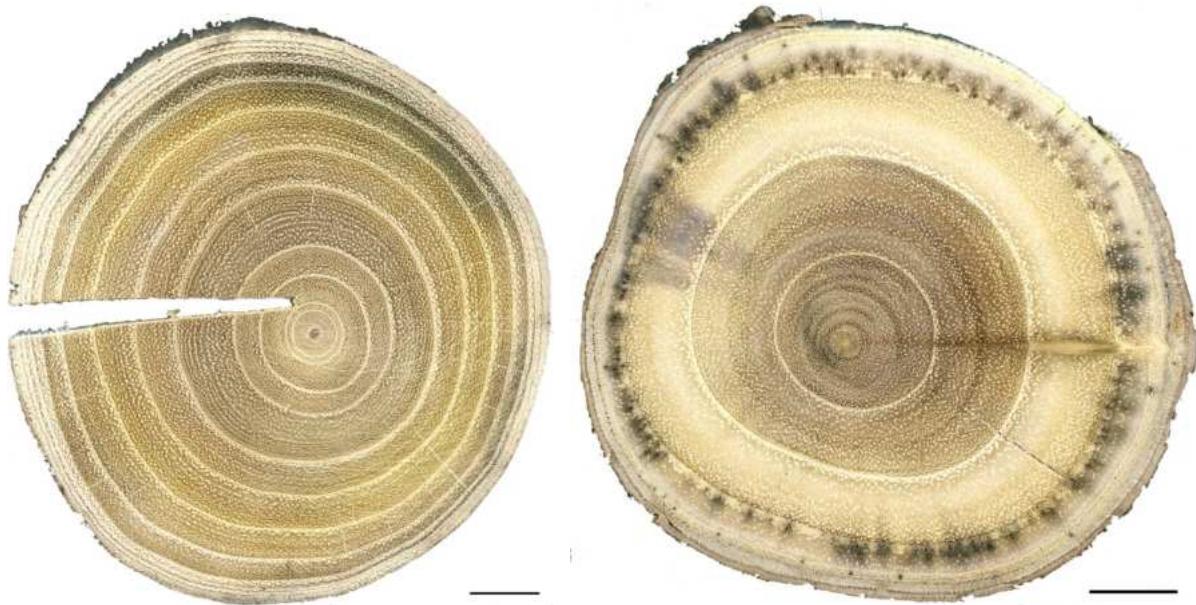


Abbildung 28 Eine geschliffene Stammscheibe des Standortes Schotterteich (links), sowie eine geschliffene Stammscheibe des Standortes Silberberg (rechts). Man erkennt sehr deutlich, dass die für eine *Verticillium*-Infektion typische Verfärbung nur am Standort Silberberg vorhanden ist, Maßbalken= 1 cm

Die **Abb. 32- 42**, in denen alle im Rahmen dieser Masterarbeit geschliffenen Holzscheiben von *R. pseudoacacia* dargestellt werden, lassen erkennen, dass sich dieses Muster quer durch alle Proben fortsetzt.

Darüber hinaus wiesen die Proben des Standortes Schotterteich Jahrringanomalien auf, die sich von jenen des Standortes Silberberg unterschieden (**Abb. 29/30**). Diese Proben sind gekennzeichnet durch teils sehr enge äußere Jahrringe, bei denen es sich teilweise um falsche Jahrringe handeln könnte (**Abb. 29**). Aus diesem Grund und aufgrund des Fehlens der oben beschriebenen typischen Verfärbungen des inokulierten Jahrringes lässt sich jener am Standort Schotterteich nicht eindeutig identifizieren.

Die Proben des Standortes Silberberg zeigten hingegen makroskopisch durchwegs dieselben typischen Symptomausprägungen der *Verticillium*-Infektion, die oben bereits beschrieben wurden (**Abb. 30**).

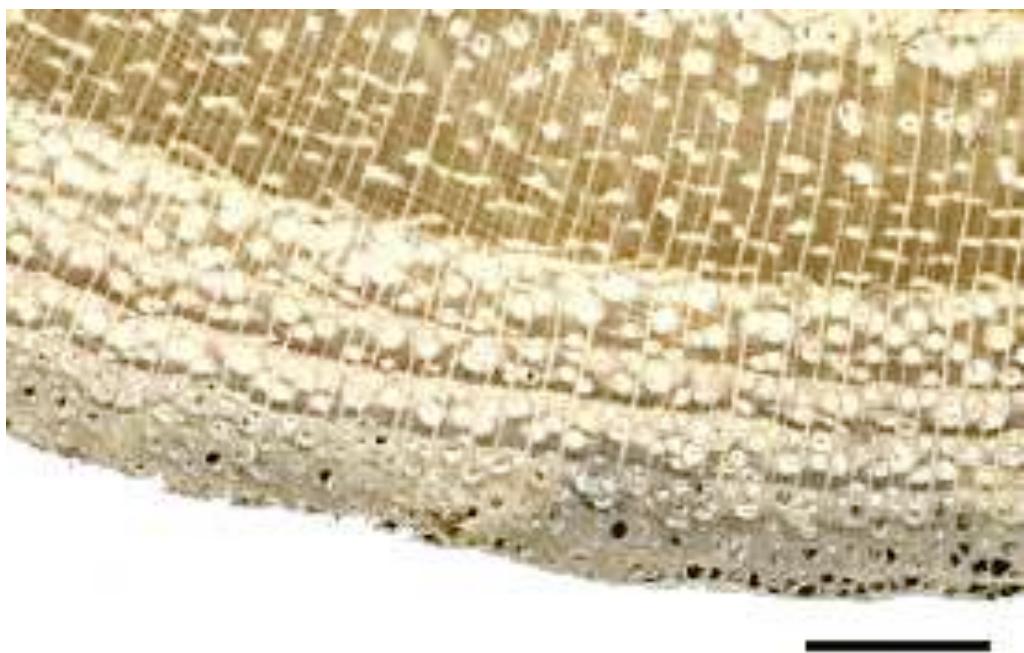


Abbildung 29 Enge Jahrringe bzw. möglicherweise auch falsche Jahrringe am Standort Schotterteich, Maßbalken= 5 mm

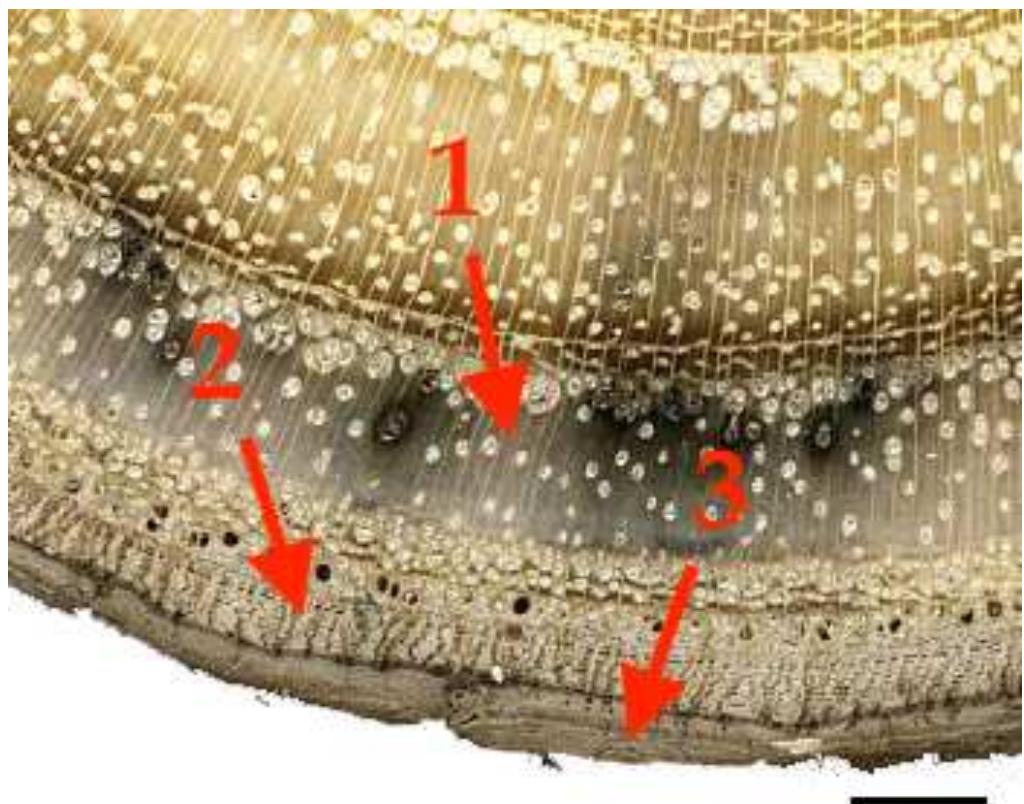


Abbildung 30 Die typische Ausprägung des inokulierten Jahrringes (1) sowie des Jahrringes des Folgejahres von mit *V. nonalfalfa* inokulierten Robinien am Standort Silberberg. Neben den typischen Verfärbungen der Frühholzgefäß im Jahr der Inokulation, ist auch ein falscher Jahrring im Spätholz erkennbar, sowie der Frühholzbereich des Folgejahres der durch Bast (2) sowie Periderm (3) nach außen hin begrenzt wird, Maßbalken= 5 mm

Zusätzlich unterschieden sich die Proben des Standortes Schotterteich durch das teilweise Vorhandensein von Dermakationslinien, die das Splintholz durchzogen (**Abb. 31**).

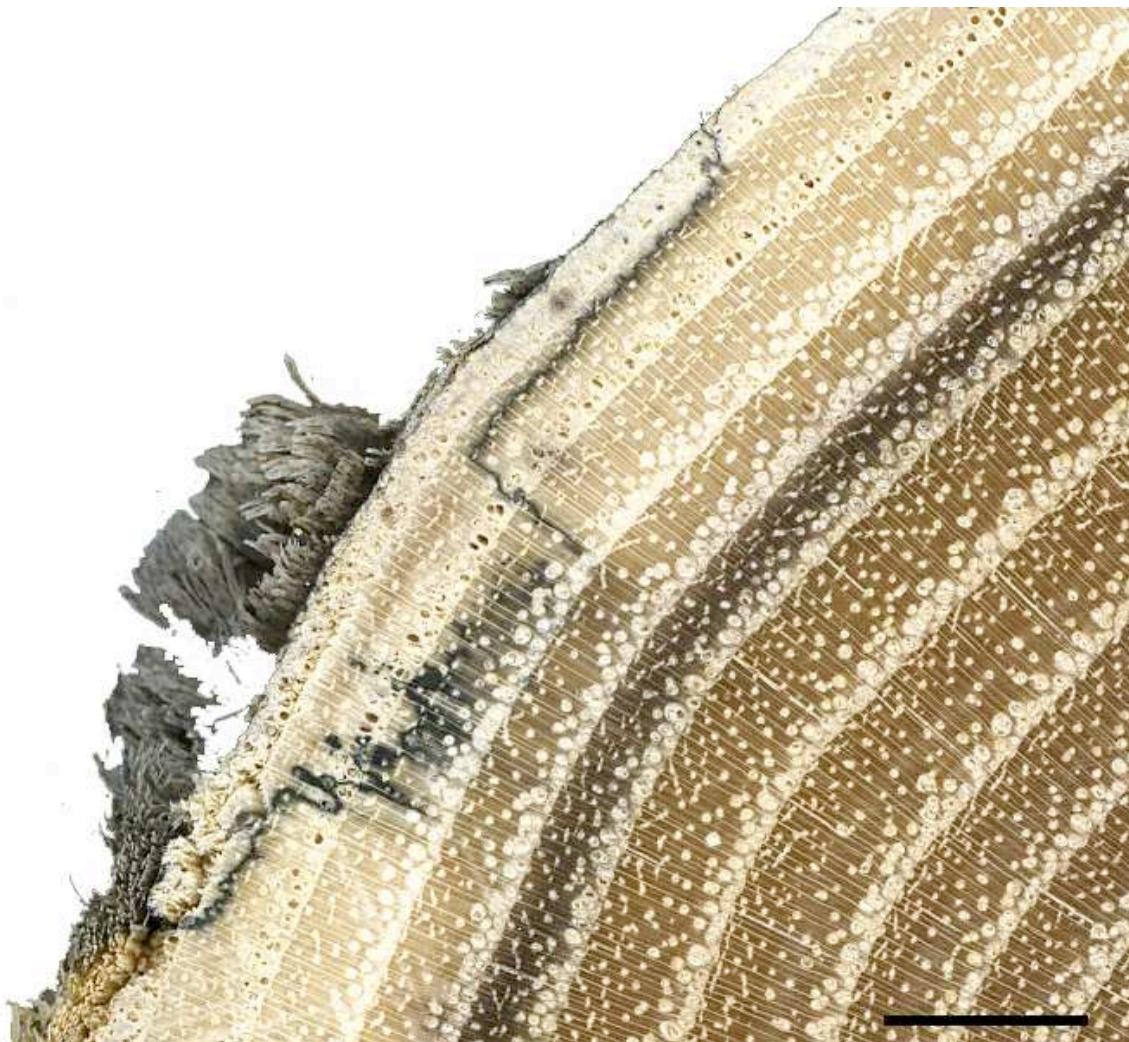


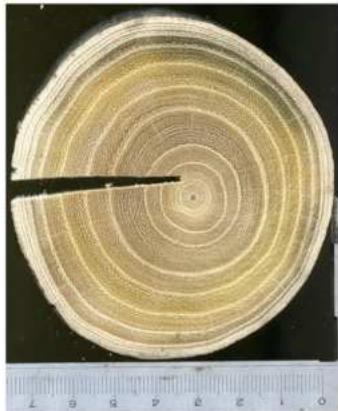
Abbildung 31 Dermakationslinien des Splintholzbereiches der Proben des Standortes Schotterteich,
Maßbalken= 5 mm

3.1.3. Überblick aller in dieser Arbeit hergestellten geschliffenen Stammscheiben

Die **Abbildungen 32- 45** zeigen alle geschliffenen Stammscheiben von *R. pseudoacacia* sowie *A. altissima*, die im Zuge dieser Arbeit hergestellt wurden und sollen den makroskopischen Unterschied der Symptomausprägung veranschaulichen.

3.1.3.1. Überblick der geschliffenen Stammscheiben des Standortes Schotterteich

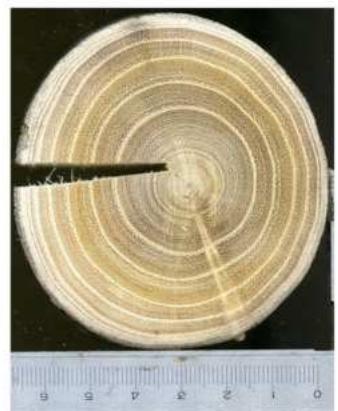
Die Abb. 32- 36 zeigen die geschliffenen Stammscheiben der inokulierten Bäume mit der Nummer 8, 15, 16, 17 und 21 des Standortes Schotterteich.



8- IST



8- 1 m



8- 2 m



8- 4 m



8- 6 m

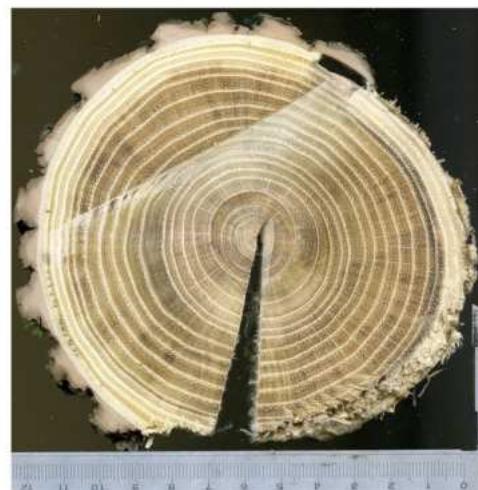


8- 8 m

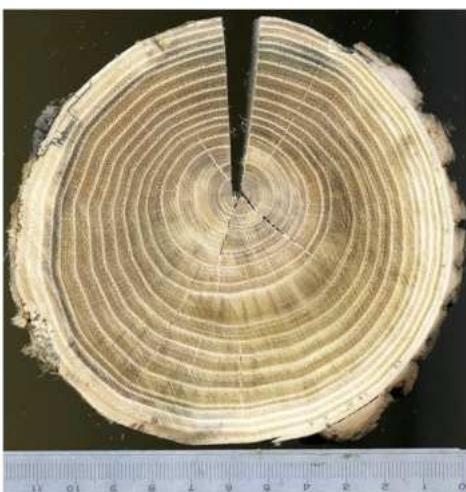
Abbildung 32 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 8 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Statt der für eine *Verticillium*- Infektion bei *R. pseudoacacia* typischen punktförmigen Verfärbungen einzelner Gefäße in kreisförmiger Anordnung (siehe Abb. 26), sind nur leichte Holzverfärbungen im Splintholzbereich zu sehen (bspw. 8- 2 m)



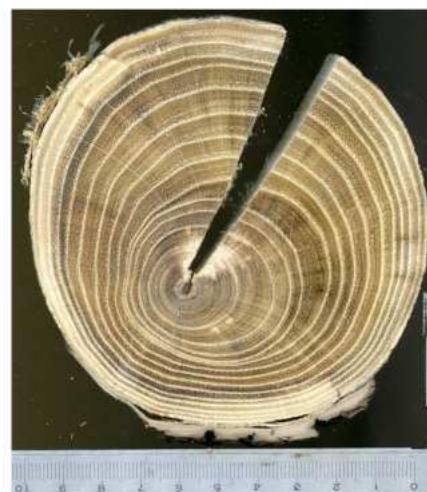
15- IST



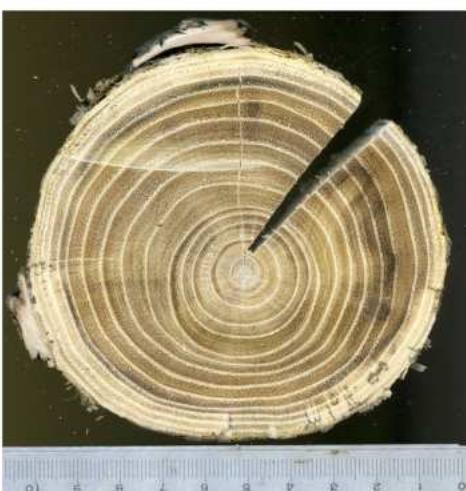
15- 1 m



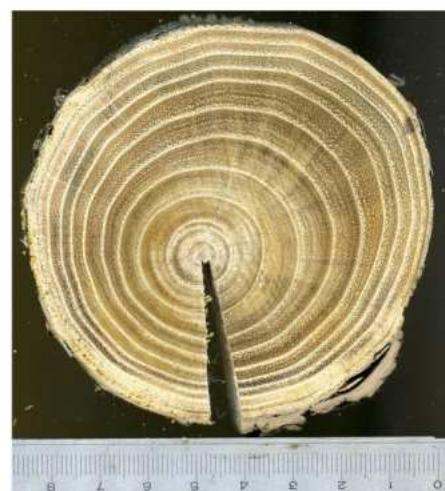
15- 2 m



15- 4 m

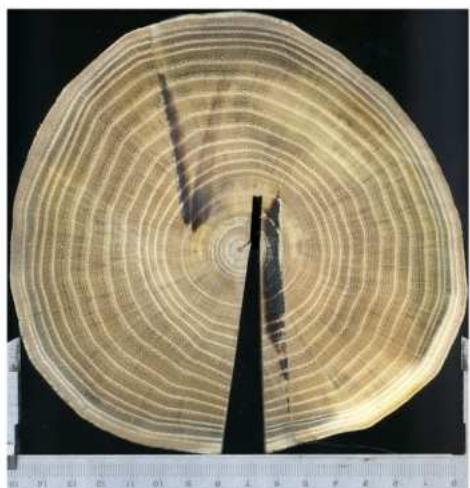


15- 6 m



15- 8 m

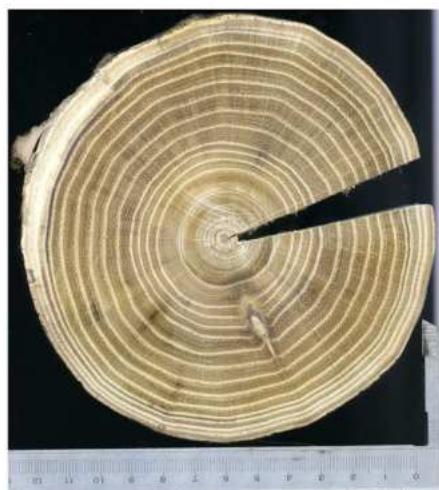
Abbildung 33 Geschliffene Holzscheiben des inkulierten Baumes mit der Nummerierung 15 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inkulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome ähnlich Abb. 32. Zusätzlich sind Demarkationslinien zu sehen (bspw. 15- 2 m)



16- IST



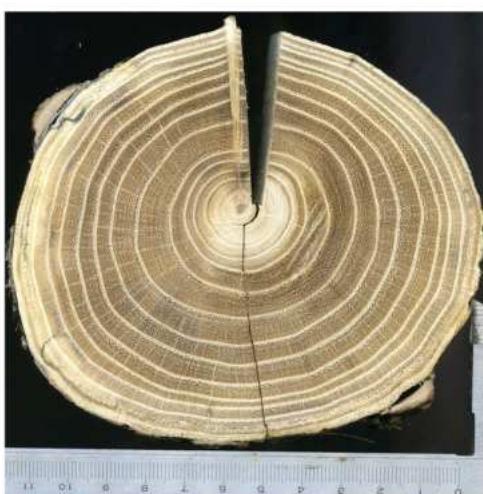
16- 1 m



16- 2 m

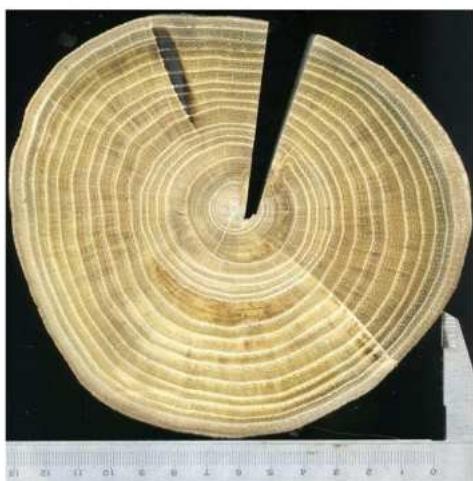


16- 4 m

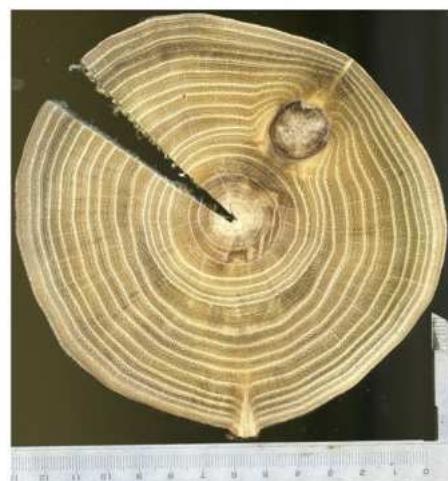


16- 6 m

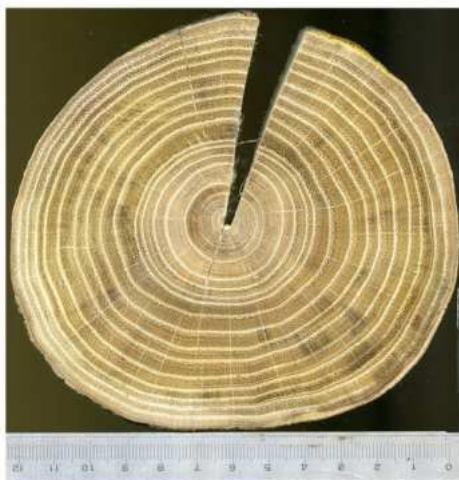
Abbildung 34 Geschliffene Holzscheiben des inkulierten Baumes mit der Nummerierung 16 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inkulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m und 6 m. Symptome ähnlich Abb. 33



17- IST



17- 1 m



17- 2 m



17- 4 m



17- 6 m



17- 8 m

Abbildung 35 Geschliffene Holzscheiben des inkulierten Baumes mit der Nummerierung 17 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inkulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome ähnlich Abb. 32



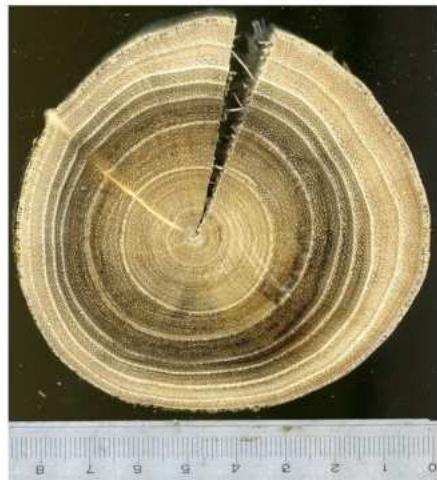
21- IST



21- 1 m



21- 2 m



21- 4 m



21- 6 m

Abbildung 36 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 21 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m und 6 m. Symptome ähnlich Abb. 32

Wie in **Abb. 32- 36** zu sehen, fehlen die typischen punktförmigen Verfärbungen einzelner Gefäße (**Abb. 26/27**) gänzlich, die der Splintholzbereich von *R. pseudoacacia* bei Infektion mit *V. nonalfalfa*e für gewöhnlich zeigt. Stattdessen sind Holzverfärbungen erkennbar, sowie teils Demarkationslinien (**Abb. 31**), die das Splintholz durchziehen.

3.1.3.2. Überblick der geschliffenen Stammscheiben des Standortes Silberberg

Die **Abb. 37- 42** zeigen die geschliffenen Stammscheiben der inokulierten Bäume mit der Nummer 10, 13, 14, 17, 18, und 26 des Standortes Silberberg.



10- 1 m



10- 2 m



10- 6 m

Abbildung 37 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 10 des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m und 6 m. Die Stammscheiben zeigen die typischen Symptome einer *Verticillium*- Infektion bei *R. pseudoacacia*, die sich in punktförmigen Verfärbungen einzelner Gefäße in kreisförmiger Anordnung äußern (siehe Abb. 26)



13- 1 m



13- 2 m



13- 4 m



13- 6 m

Abbildung 38 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 13 des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m sowie 6 m. Symptome wie in Abb. 37



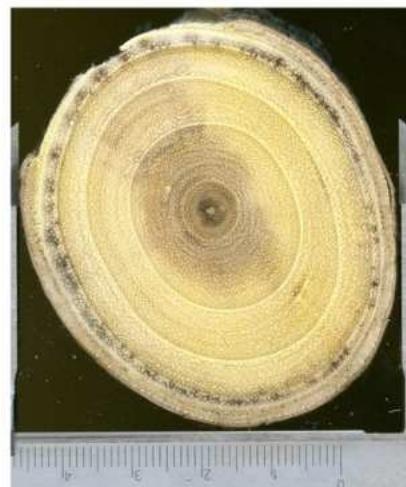
14- 1 m



14- 2 m



14- 4 m



14- 6 m

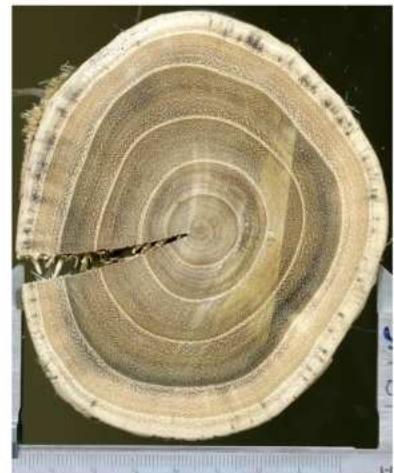


14- 8 m

Abbildung 39 Geschliffene Holzscheiben des inkulierten Baumes mit der Nummerierung 14 des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome wie in Abb. 37



17- 1 m



17- 2 m



17- 4 m



17- 6 m



17- 8 m

Abbildung 40 Geschliffene Holzscheiben des inkulierten Baumes mit der Nummerierung 17, des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome wie in Abb. 37



18- 2 m



18- 4 m



18- 6 m

Abbildung 41 Geschliffene Holzscheiben des inkontrollierten Baumes mit der Nummerierung 18, des Standortes Silberberg der Stammhöhen 2 m, 4 m und 6 m. Symptome wie in Abb. 37



26- 1 m



26- 2 m



26- 4 m



26- 6 m

Abbildung 42 Geschliffene Holzscheiben des inkulierten Baumes mit der Nummerierung 26, des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m und 6 m. Symptome wie in Abb. 37, jedoch schwächer ausgeprägt

Wie in den **Abbildungen 37- 42** zu sehen, zeigen die Proben des Standortes Silberberg durchgehend dieselben charakteristischen Symptome (**Abb. 26/27**) einer *Verticillium*-Infektion bei *R. pseudoacacia*. Lediglich Baum 26 wies, verglichen mit den anderen Probenbäumen des Standortes Silberberg, eine geringere Symptomausprägung auf. Weiters konnte beobachtet werden, dass die geschliffenen Holzscheiben der Probenhöhe 2–6 m die stärksten Verfärbungen aufwiesen und jene auf 1 m bzw. 8 m Höhe weit weniger stark ausgeprägt waren.

3.1.3.3. Geschliffene Holzscheiben von *A. altissima*

Die visuelle Analyse der zusätzlich hergestellten geschliffenen Stammscheiben von *A. altissima* machte ersichtlich, dass die *Verticillium*-Infektion an jener Baumart ein etwas anderes Erscheinungsbild aufwies. Wie in den **Abb. 43- 45** zu sehen ist, äußert sich diese hier vornehmlich in braungelblichen Verfärbungen des Splintholzbereiches.

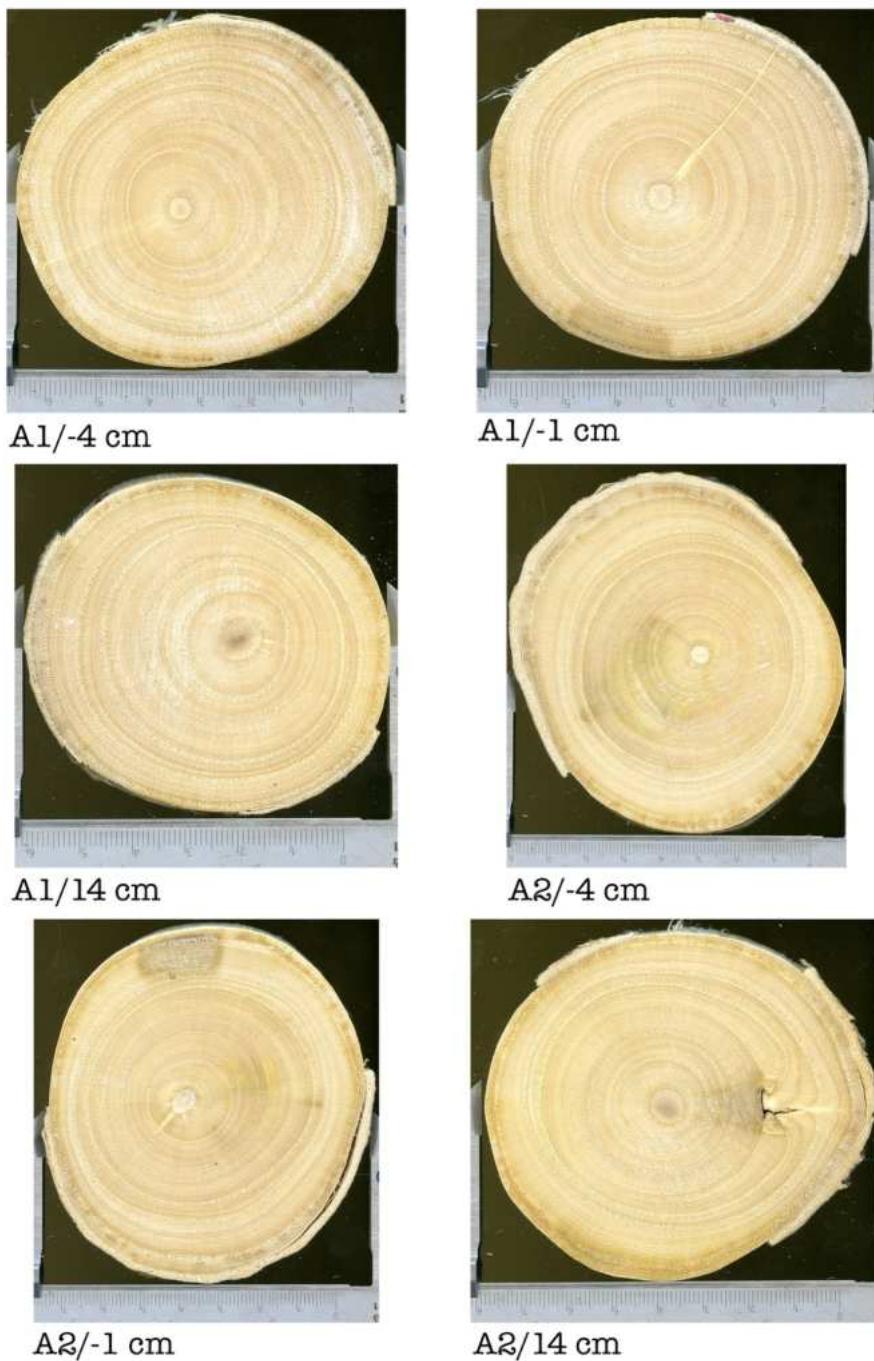


Abbildung 43 Geschliffene *A. altissima* Stammscheiben von den Bäumen mit der Nummerierung A1 bzw. A2. In 4 cm unterhalb (-4), 1 cm unterhalb (-1) und 14 cm oberhalb der Inokulationsstelle. Zu sehen sind gelbliche Verfärbungen des Splintholzbereiches



A3/-4 cm



A3/-1 cm



A3/14 cm



A4/-3 cm



A4/-1 cm



A4/14 cm

Abbildung 44 Geschliffene *A. altissima* Stammscheiben von den Bäumen mit der Nummerierung A3 bzw. A4. In 4 cm unterhalb (-4), 1 cm unterhalb (-1) und 14 cm oberhalb der Inokulationsstelle. Symptome wie in Abb. 43 beschrieben.

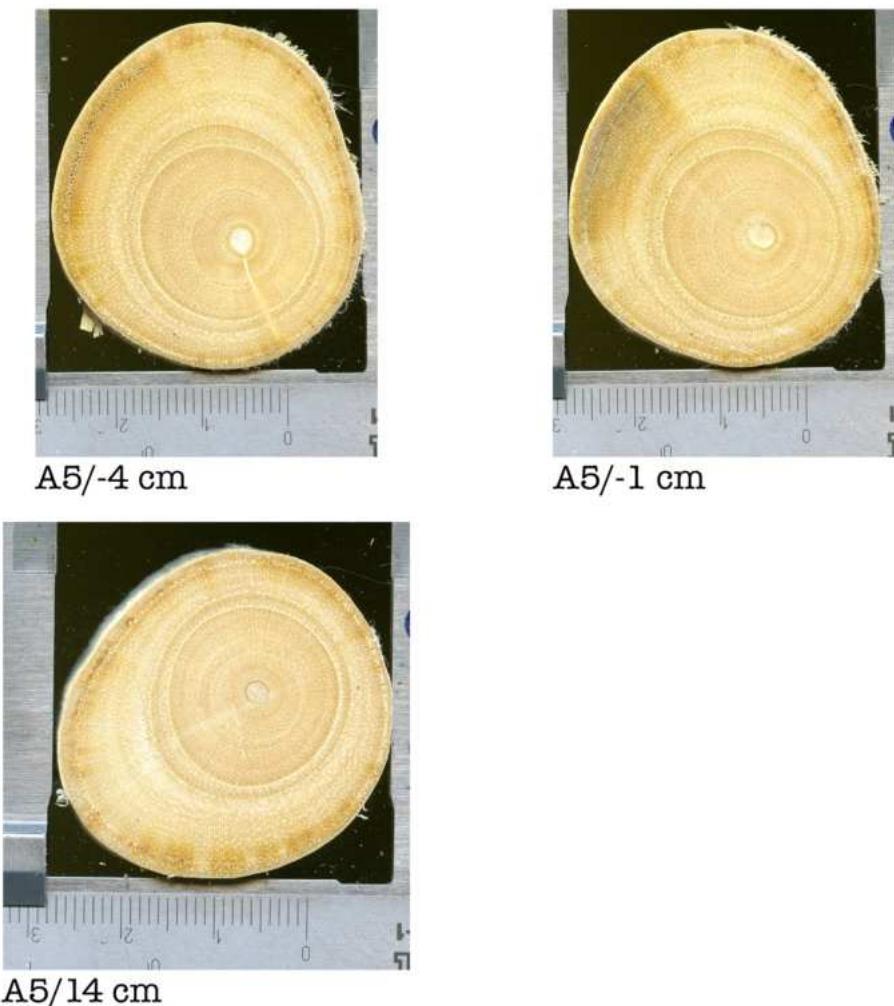


Abbildung 45 Geschliffene *A. altissima* Stammscheiben von den Bäumen mit der Nummerierung A5 in 4 cm unterhalb (-4), 1 cm unterhalb (-1) und 14 cm oberhalb der Inokulationsstelle. Symptome wie in Abb. 43 beschrieben.

Wie in den **Abb. 45- 43** zu sehen, unterscheidet sich die Symptomatik der *Verticillium*-Infektion von *R. pseudoacacia* und *A. altissima* makroskopisch hauptsächlich von der anders gearteten Färbung der nekrotischen Bereiche. Die elliptischen orange bis bräunlichen Verfärbungen die ebenfalls ringförmig im Inokulationsjahr angeordnet sind, heben sich weit weniger deutlich von der hellen gelbbraunen Grundfärbung des Holzes ab.

Weiters konnte die Stelle der Inokulation an den Stammscheiben der Probenhöhe -1 cm anhand von rechteckigen Verfärbungen erkannt werden.

3.2. Qualitative Auswertung der Binokularaufnahmen

Die Binokularaufnahmen der Jahrringbohrungen der Kontrollbäume eigneten sich gut zur eindeutigen Datierung der Jahrringe der bei Präparaterstellung zum Einreißen neigenden

Holzproben. Hier konnte die Holzprobe so abgebildet werden, dass auch der Bast und Periderm noch enthalten war (**Abb. 46**).

Die Gefäße der einzelnen Jahrringe bildeten ein eindeutiges Muster, ähnlich dem eines Fingerabdrucks. So konnten auch die Jahrringe abgerissener Proben eindeutig identifiziert werden. Auch konnte man anhand der Binokularaufnahmen deutlich erkennen, dass nur die Gefäße des jüngsten Jahrringes frei von Thyllen war.

Der Bast konnte durch seine amorphe, schwach faserige Struktur, leicht von nach innen angrenzendem Splintholz und durch die viel hellere Färbung von dem nach außen hin angrenzenden, dunkler gefärbten Periderm unterschieden werden. Der Bast löste sich sehr leicht vom Splintholz, was eine umsichtige Behandlung der Proben unumgänglich machte.

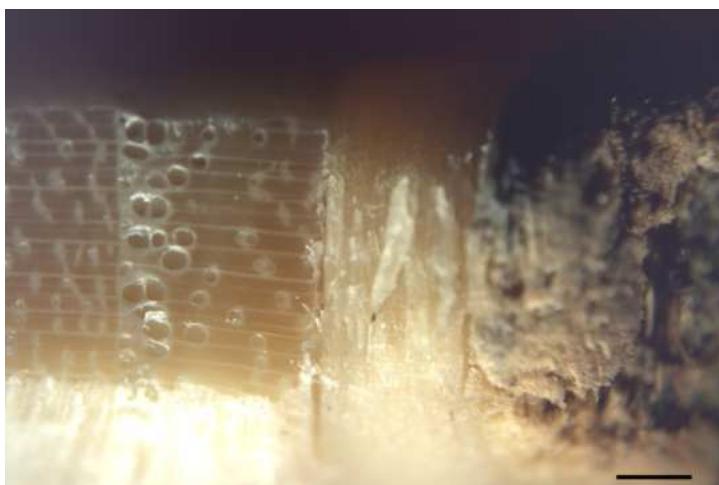


Abbildung 46 Binokularaufnahme einer Kontrollprobe von *R. pseudoacaca*, Man erkennt deutlich die unverthyllten Gefäße des letzten Jahrringes, den amorphen bis schwach faserigen Bast, sowie das dunkelbraun gefärbte Periderm, Maßbalken= 1 mm

Eine Probe der geworbenen Bohrkerne von Kontrollbäumen auf der Versuchsfläche Schotterteich zeigte eindeutig eine pathologische Veränderung des letzten Jahrrings. Es zeigten sich hier bräunlich bis rostrot verfärbte Gefäße (**Abb. 47**).



Abbildung 47 Rostrote Verfärbungen der Gefäße des letzten Jahrringes, Maßbalken= 1 mm

3.3. Ergebnisse der qualitativen Auswertung der anatomischen Schnitte

Die anatomischen Schnitte der Silberberg-, Schotterteich- sowie der Kontrollproben unterschieden sich teils stark voneinander. Die Schnitte der Kontrollbäume des Standortes Silberberg zeigten die typische Anatomie von Robinienholz (**Abb. 48**).

Im Frühholz (**Abb. 48/a**) war eine große Anzahl an großlumigen, rundlich- bis ovalen Gefäßen erkennbar, deren Abundanz und Größe in der Übergangszone (**Abb. 48/b**), bis zum Spätholz hin, (**Abb. 48/c**) allmählich abnahm. Die Gefäße konnten hierbei einzeln oder in kleinen Gruppen angeordnet sein. Diese Gefäßgruppen bildeten wiederum Bänder im Früh- und im Spätholz aus. Diese Bänder waren im Frühholz überwiegend tangential, im Spätholz aber auch diagonal angeordnet. Besonders im Früh- und im Spätholz waren die Gefäße überdies auch von Parenchymzellen umgeben (initiales und terminales Parenchym).

Es konnte anhand der Bilder kaum festgestellt werden, ob es sich bei Zellen in unmittelbarer Nähe zu Gefäßen, die keine Libriformfasern waren, um Parenchymzellen oder um vasizentrische Tracheiden handelte, da sich deren Gestalt im Querschnitt recht ähnelte.

Außerdem wiesen nahezu alle Gefäße eine starke Verthyllung auf, die durch eine netzartige Struktur innerhalb der Gefäßfläche erkennbar war.

Das von Holzstrahlen durchzogene Grundgewebe setzte sich überwiegend aus Libriformfasern zusammen. Deren Lignifizierungsgrad und Zellwanddicke war im Spätholzbereich am höchsten, was sich an der kräftigeren Färbung bemerkbar machte.



Abbildung 48 anatomischer Schnitt einer gesunden Kontrollprobe von *R. pseudoacacia*, Maßbalken= 500 µm

Die anatomischen Schnitte der inokulierten Bäume des Standortes Silberberg zeigten die typischen Symptome einer *Verticillium*- Infektion im inokulierten Jahrring 2014 (**Abb. 49**).

Während sich die Anatomie des Jahrrings 2013 kaum von jener der Kontrollbäume unterschied, wurde die Auswirkung der Infektion im Jahrring 2014 sowie im Folgejahr ersichtlich.

Manche Gefäße, überwiegend im Frühholz gelegen, wiesen starke dunkelrote bis bräunlich-schwarze Verfärbungen auf (**Abb. 49/a**). Die nekrotisch erscheinenden Bereiche dehnten sich teils auch auf angrenzendes Gewebe aus.

Ein weiteres Charakteristikum war die unübliche Dichte an großlumigen Gefäßen im Spätholz (**Abb. 49/b**). Dieses Phänomen war allen Probenbäumen des Standortes Silberberg zu eigen. Zuweilen hatte es den Anschein, als ob weiteres Frühholz in der Spätholzzone gebildet wurde. Diese Gefäße zeigten teilweise ebenfalls Krankheitssymptome.

Die Zellwanddicke bzw. der Lignifizierungsgrad der Libriformfasern des Spätholzes war hingegen geringer als im Spätholz nicht inokulierter Jahrringe, was aufgrund der blasseren Farben des Gewebes erkannt werden konnte.

Das Holz des Folgejahres nach der Inokulation bestand schließlich, bedingt durch das Fälldatum, nur mehr aus einem schmalen Band aus Frühholzgefäß, eingebettet in Grundgewebe mit teils niedrigem Lignifizierungsgrad.



Abbildung 49 Anatomischer Schnitt einer inokulierten Silberbergprobe, Maßbalken= 500 µm

Jahrring 2015

Jahrring 2014

Jahrring 2013

Die anatomischen Schnitte der Probebäume des Standortes Schotterteich zeigten ein gänzlich anders Bild. Das Holz der letzten Jahrringe war sehr filigran und brüchig und konnte nur schwer präpariert werden. Statt den einzelnen dunkelrot bis schwarz verfärbten Gefäßen der Proben des Standorts Silberberg waren hier vereinzelt großflächige nekrotische Bereiche zu erkennen. Die Proben eines Baumes jenes Standorts wiesen mehrere sehr enge Jahrringe auf, ohne aber die typischen, wie oben beschriebenen Symptome einer *Verticillium*-Infektion aufzuweisen (**Abb. 50b**).

Außerdem fanden sich auch auf eine Krankheit hindeutende Anomalien im Holz von einem der Kontrollbäume. Hier zeigten sich krankhafte Veränderungen des jüngsten Jahrringes in Form des Fehlens einer Übergangszone zwischen Frühholz und Spätholz sowie Verfärbungen der Gefäße (**Abb. 50a**).

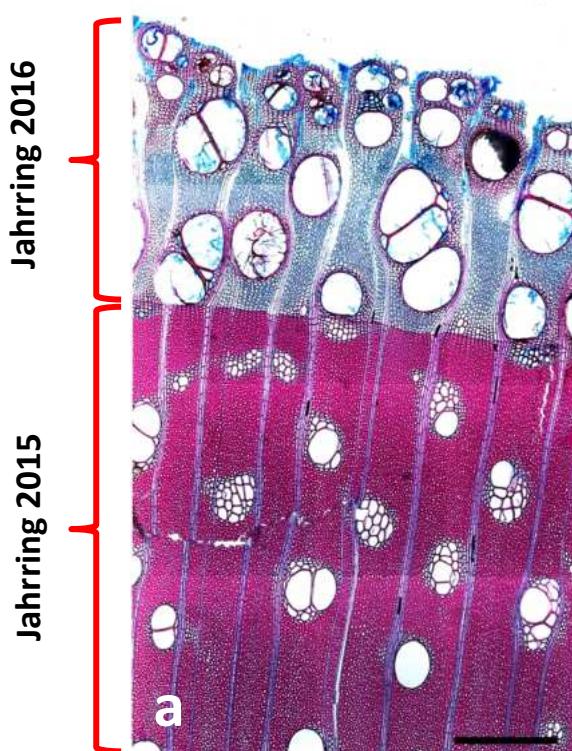


Abbildung 50 a: Anatomischer Schnitt einer Kontrollprobe des Standorts Schotterteich mit krankhaftem letzten Jahrring; b: Anatomischer Schnitt des Standorts Schotterteich mit auffällig engen Jahrringen, Maßbalken= 500 µm

Bei *A. altissima* war die Dichte an großlumigen Gefäßen meist geringer als bei *R. pseudoacacia* und jene waren überwiegend im Frühholz (**Abb. 51/a**) anzutreffen. Hier bildeten diese, schmale tangentiale Bänder aus und der Übergang von großen Frühholzgefäß zu kleineren Gefäß der Übergangszone (**Abb. 51/b**) und des Spätholzes (**Abb. 51/c**) verlief hier, im Gegensatz zur Robinie, mehr oder weniger abrupt.

Initiales wie terminales Parenchym konnte hingegen auch bei *A. altissima* beobachtet werden. Das terminale Parenchym markiert auch hier, vergesellschaftet mit kleinen Spätholzgefäß, in tangential- bis diagonalen Bändern das Spätholz. Die Holzstrahlen waren hier überdies breiter.

Die Infektion mit *Verticillium* war hier nicht so eindeutig zu erkennen wie bei *R. pseudoacacia*. *A. altissima* zeigte zwar ebenfalls die Bildung von ungewöhnlich großen Gefäß im Spätholz des inkulierten Jahres, aber in weit geringerer Ausprägung als bei *R. pseudoacacia*. Die bei *R. pseudoacacia* typischen partiellen Verfärbungen der Gefäße waren bei *A. altissima* nur schwach ausgeprägt.

Bei den Proben des Standorts Silberberg konnten teils blau gefärbte fadenförmige Gebilde wahrgenommen werden, bei denen es sich wahrscheinlich um Pilzhyphen handelte (**Abb. 52**). Diese Strukturen waren am äußersten Rand der Proben meist besonders zahlreich und durchzogen hier Parenchym und Holzstrahlen. In älteren Jahrringen waren diese Erscheinungen, wenn überhaupt vorhanden, meist nur in den Holzstählen erkennbar. Es hatte also den Anschein, als würden jene Hyphen von außen nach innen wachsen.



Jahrring 2014

Jahrring 2013

Abbildung 51 Anatomischer Schnitt einer Götterbaumprobe, Maßbalken= 500 µm

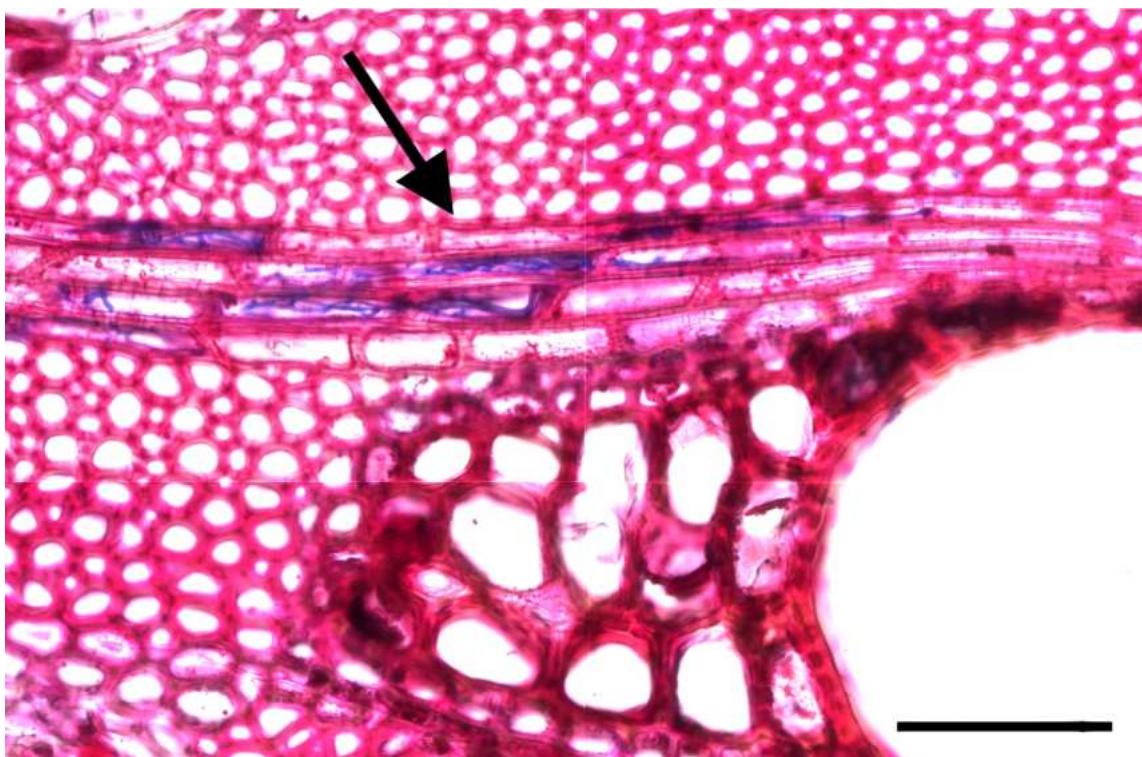


Abbildung 52 Detailaufnahme von Pilzhyphen (Pfeil) in den Holzstrahlen von *R. pseudoacacia*, Maßbalken= 50 µm

Es konnten auch vereinzelt Hyphen in den Gefäßen erkannt werden.

3.4. Vorschädigung der Schotterteichproben

Das unterschiedliche Erscheinungsbild der Symptomatik der Silberbergproben versus der Proben des Standortes Schotterteich sowie das Vorhandensein von Krankheitssymptomen an einem der Kontrollbäume dieses Standorts wurden als Indizien dafür gewertet, dass der Standort Schotterteich möglicherweise eine Vorschädigung aufgewiesen hatte und erschien so für eine weitere quantitative Auswertung ungeeignet. Aus diesem Grund wurden nur die Proben des Standortes Silberberg auch quantitativ ausgewertet.

3.5. Statistische Auswertung der Silberbergproben

3.5.1. Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen des Jahrrings 2014 zwischen inokulierten Bäumen und Kontrollbäumen

Der Vergleich des Mittels der relativen Gefäßflächen des Frühholzes der Kontrollbäume mit dem Mittel der relativen Gefäßflächen des Frühholzes der inokulierten Bäume ergab, dass die Nullhypothese, die Mittelwerte der relativen Gefäßflächen unterscheiden sich nicht, nicht abgelehnt werden kann (**TAB. 6**). Der Vergleich der Mittel der relativen Gefäßflächen der Übergangszone von Kontrollbäumen und inokulierten Bäumen ergab ebenfalls, dass die Nullhypothese nicht abgelehnt werden kann (**TAB. 6**).

Der Vergleich des Mittels der relativen Gefäßflächen des Spätholzes der Kontrollbäume mit dem Mittel der relativen Gefäßflächen der inokulierten Bäume allerdings ergab, dass die Nullhypothese, die Mittelwerte der relativen Gefäßflächen unterscheiden sich nicht, mit einer Irrtumswahrscheinlichkeit von 5% abgelehnt werden kann (**TAB. 6**).

Abb. 53 stellt die verglichenen Gruppen in Form von Box-Whisker-Plots dar.

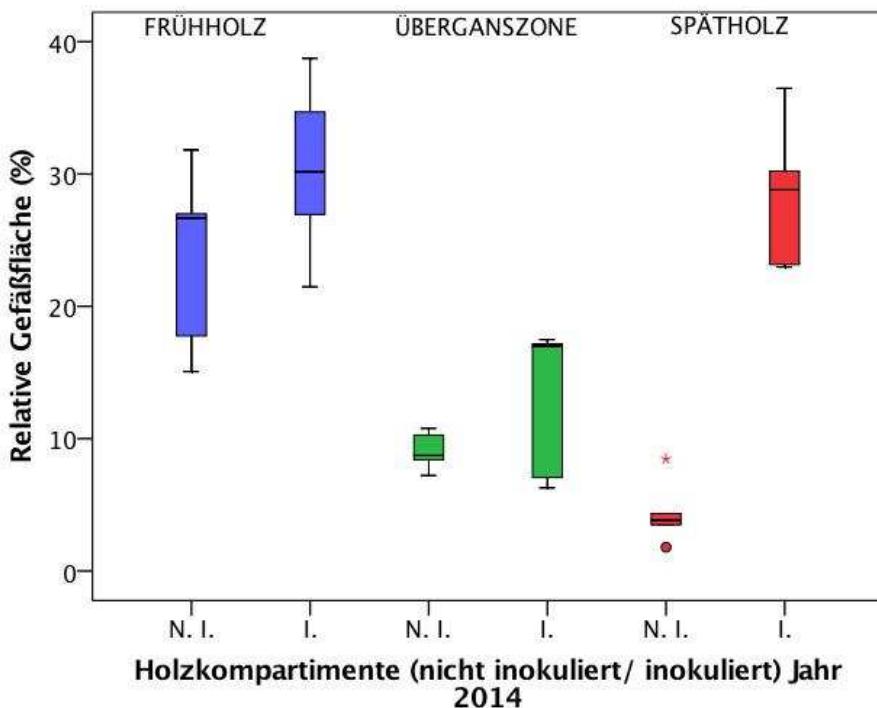


Abbildung 53 Gegenüberstellung der Holzkompartimente Frühholz, Übergangszone und Spätholz des Jahrringes 2014 von inokulierten und nicht inokulierten Bäumen auf Probenhöhe 1 m (nicht inokuliert) bzw. 2 m (inokuliert)

Zur Absicherung dieses Ergebnisses wurde aufgrund des geringen Stichprobenumfangs noch jeweils ein Mann-Whitney-U-Test bei unabhängigen Stichproben durchgeführt, der die Ergebnisse der t-Tests bestätigte.

Tabelle 6 Vergleich der Holzkompartimente Frühholz, Übergangszone und Spätholz des Jahrrings 2014 der inokulierten Bäume vs. der Kontrollbäume

Paarweise Kompartimente vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (%)	Mittlere Differenz (%)	Standardfehler der Differenz (%)	Konfidenzintervall 95% der Differenz (%)	t	Mann-Whitney-U-Test	
Frühholz nicht inokuliert	5	23,7	6,7	4,3	-3,2	16,7	0,158	0,222
Frühholz inokuliert	5	30,4						
Übergangszone nicht inokuliert	5	9,1	3,9	2,7	-2,2	10,1	0,180	0,690
Übergangszone inokuliert	5	13,0						
Spätholz nicht inokuliert	5	28,3	23,9	2,7	17,6	30,2	0,001	0,008
Spätholz inokuliert	5	4,40						

Der durchgeführte Post-Hoc- Test bestätigte die Ergebnisse des oben genannten t- Tests und ergänzte die Ergebnisse, indem er alle sechs Gruppen untereinander verglich.

Zwischen dem Frühholz von inokuliertem und nicht inokuliertem Holz konnten hier ebenfalls keine signifikanten Unterschiede gefunden werden (**Tab. 7**). Das Frühholz unterschied sich in drei Fällen signifikant von der Übergangszone (Frühholz nicht inokuliert – Übergangszone nicht inokuliert, Frühholz inokuliert- Übergangszone nicht inokuliert, Frühholz inokuliert – Übergangszone inokuliert), nur zwischen den zwei Gruppen „Frühholz nicht inokuliert“ und „Übergangszone inokuliert“ konnten keine signifikanten Unterschiede gefunden werden (**Tab. 7**). Die relative Gefäßfläche des Frühholzes war im Durchschnitt um 17,8 % größer als die der Übergangszone (**Tab. 7**). Sowohl das inokulierte als auch das nicht inokulierte Frühholz unterschied sich signifikant von dem nicht inokulierten Spätholz (**TAB. 7**). Das Frühholz wies hier eine um durchschnittlich 22,7 % größere relative Gefäßfläche gegenüber dem nicht inokulierten Spätholz auf. Allerdings konnte dieser Zusammenhang nicht beim Vergleich der Gruppen Frühholz (inokuliert/ nicht inokuliert) und „Spätholz inokuliert“ gefunden werden (**TAB. 7**). Die Übergangszenen von inokulierten und nicht inokulierten Bäumen unterschieden sich nicht signifikant voneinander und auch nicht von nicht inokuliertem Spätholz (**TAB. 7**). Die Übergangszenen (inokuliert /nicht inokuliert) unterschieden sich jedoch signifikant von inokuliertem Spätholz (**TAB. 7**). Die Gefäßfläche des inokulierten Spätholzes waren im Durchschnitt um 17,3 % größer, als die der Übergangszenen. Das inokulierte Spätholz unterschied sich signifikant voneinander und wies eine um 24 % erhöhte relative Gefäßfläche auf.

Tabelle 7 Post-Hoc- Test der sechs Gruppen

Holzkompartiment (a)	Holzkompartiment (b)	Mittlere Differenz (a-b)	Standard- fehler	Signifikanz	95%-Konfidenzintervall	
					Untergrenze	Obergrenze
Frühholz- nicht inokuliert	Frühholz- inokuliert	-6,74	3,336	0,819	-17,61	4,13
	Übergangszone - nicht inokuliert	14,58*	3,336	0,003	3,71	25,45
	Übergangszone- inokuliert	10,66	3,336	0,058	-0,21	21,53
	Spätholz- nicht inokuliert	19,28*	3,336	0,001	8,41	30,15
	Spätholz- inokuliert	-4,66	3,336	1,000	-15,53	6,21
Frühholz- inokuliert	Frühholz - nicht inokuliert	6,74	3,336	0,819	-4,13	17,61
	Übergangszone- nicht inokuliert	21,32*	3,336	0,001	10,45	32,19
	Übergangszone- inokuliert	17,40*	3,336	0,001	6,53	28,27
	Spätholz- nicht inokuliert	26,02*	3,336	0,001	15,15	36,89
	Spätholz- inokuliert	2,08	3,336	1,000	-8,79	12,95
Übergangszone- nicht inokuliert	Frühholz - nicht inokuliert	-14,58*	3,336	0,003	-25,45	-3,71
	Frühholz- inokuliert	-21,32*	3,336	0,001	-32,19	-10,45
	Übergangszone- inokuliert	-3,91	3,336	1,000	-14,78	6,95
	Spätholz- nicht inokuliert	4,70	3,336	1,000	-6,17	15,57
	Spätholz- inokuliert	-19,24*	3,336	0,001	-30,11	-8,37
Übergangszone- inokuliert	Frühholz - nicht inokuliert	-10,66	3,336	0,058	-21,53	0,21
	Frühholz- inokuliert	-17,40*	3,336	0,001	-28,27	-6,53
	Übergangszone- nicht inokuliert	3,91	3,336	1,000	-6,95	14,78
	Spätholz- nicht inokuliert	8,62	3,336	0,245	-2,25	19,49
	Spätholz- inokuliert	-15,33*	3,336	0,002	-26,19	-4,46
Spätholz- nicht inokuliert	Frühholz - nicht inokuliert	-19,28*	3,336	0,001	-30,15	-8,41
	Frühholz- inokuliert	-26,02*	3,336	0,001	-36,89	-15,15
	Übergangszone- nicht inokuliert	-4,70	3,336	1,000	-15,57	6,17
	Übergangszone- inokuliert	-8,62	3,336	0,245	-19,49	2,25
	Spätholz- inokuliert	-23,94*	3,336	0,001	-34,81	-13,07
Spätholz- inokuliert	Frühholz - nicht inokuliert	4,67	3,336	1,000	-6,21	15,53
	Frühholz- inokuliert	-2,08	3,336	1,000	-12,95	8,79
	Übergangszone- nicht inokuliert	19,24*	3,336	0,001	8,37	30,11
	Übergangszone- inokuliert	15,33*	3,336	0,002	4,47	26,19
	Spätholz- nicht inokuliert	23,94*	3,336	0,001	13,07	34,81

*Die Differenz der Mittelwerte ist auf dem Niveau 0,05 signifikant.

3.5.2. Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen über die Höhe (2 m vs. 4 m)

Die Übergangszonen sowie das Spätholz des Jahrrings 2013 unterschieden sich über die Höhe nicht signifikant voneinander (**Tab. 8**). Das Frühholz des Jahrrings 2013 unterschied sich hingegen signifikant voneinander (**Tab. 8**). Die relative Gefäßfläche des Frühholzes in 2 m Höhe war im Durchschnitt um 10,0 % geringer als jene in 4 m Höhe. Diese Ergebnisse werden nachfolgend in **Abb. 54** veranschaulicht.

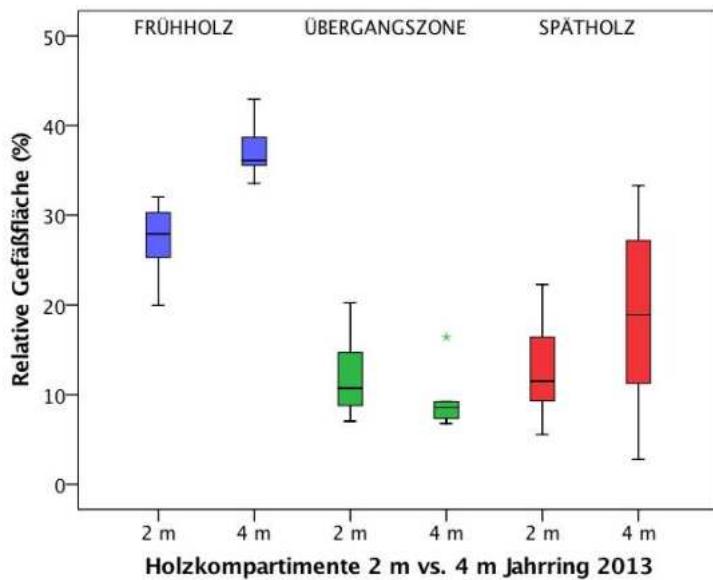


Abbildung 54 Box-Whisker-Plots der Holzkompartimente aus 2 bzw. 4 m Höhe des Jahres 2013

Der jeweils zusätzlich durchgeführte Mann- Whitney- U- Test bestätigte die Ergebnisse der T- Tests (**Tab. 8**).

Tabelle 8 Ergebnisse des Mittelwertvergleiches der Holzkompartimente des Jahrrings 2013 über die Höhe

Paarweise Kompartiments vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (%)	Mittlere Differenz (%)	Standardfehler der Differenz (%)	Konfidenzintervall 95% der Differenz (%) untere obere	t	Mann-Whitney-U-Test
Frühholz 2 m	5	27,1	- 10,0	2,4	-15,5 -4,6	0,002	0,004
Frühholz 4 m	6	37,2					
Übergangszone 2 m	5	12,3	2,8	2,7	-3,2 8,8	0,317	0,429
Übergangszone 4 m	6	9,50					
Spätholz 2 m	5	13,0	-5,7	5,6	-18,3 6,9	0,333	0,429
Spätholz 4 m	6	18,7					

Dieselbe Untersuchung für den Jahrring 2014 lieferte ein ähnliches Bild (**Abb. 55**). Übergangszonen und Spätholz unterschieden sich nicht signifikant voneinander (**Tab. 9**). Nur im Frühholz konnte die Nullhypothese, die Mittel der relativen Gefäßflächen unterscheiden sich nicht, verworfen werden (**Tab 9**). Hier lieferte der Mann- Whitney- U Test ein divergierendes Ergebnis. Laut diesem konnte bei allen drei Vergleichen kein signifikanter Unterschied festgestellt werden (**Tab 9**).

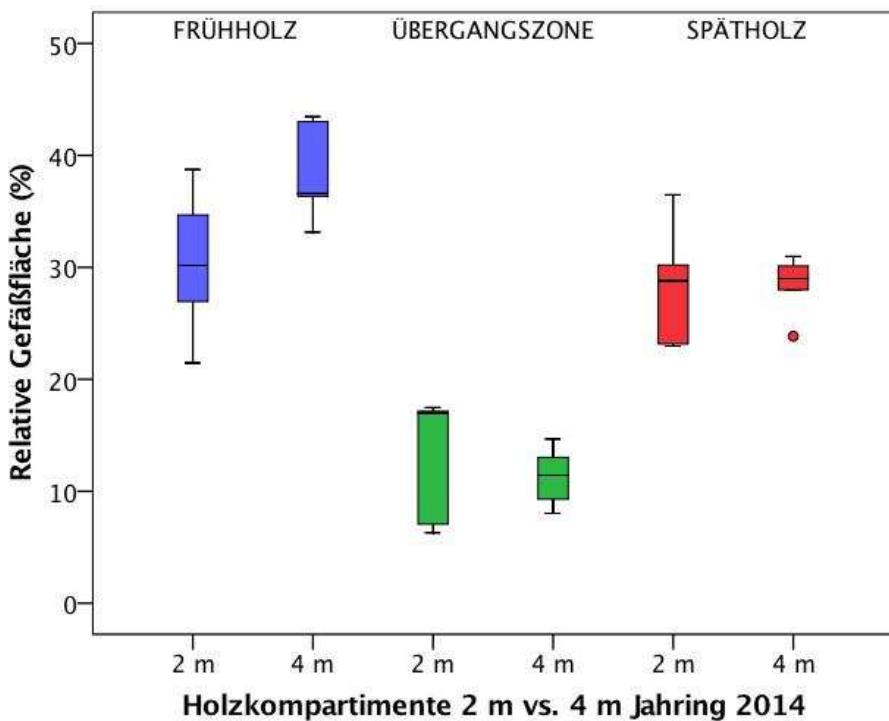


Abbildung 55 Box-Whisker-Plots der Holzkompartimente aus 2 bzw. 4 m Höhe des Jahres 2014

Tabelle 9 Ergebnisse der Mittelwertvergleiche der Holzkompartimente über die Höhe des Jahrrings 2014

3.5.3. Mittelwertvergleiche der relativen Gefäßflächen der Jahre 2012- 2014 auf Probenhöhe 4 m

Der Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahrringe 2012 und 2014 auf Probenhöhe 4 m ließ signifikante Unterschiede im Spätholz erkennen (**TAB. 10**). Die relative Gefäßfläche des Spätholzes des Jahres 2014 war im Durchschnitt um 23,3 % größer als jene des Spätholzes des Jahres 2012. Die relative Gefäßfläche des Frühholzes 2012 und jene des Frühholzes 2014 unterschieden sich nicht signifikant voneinander (**TAB. 10**). Auch der Vergleich der Gefäßflächen der Übergangszonen jener Jahre zeigte keinen signifikanten Unterschied (**TAB. 10**). Der Mann- Whitney- U- Test bestätigte die Ergebnisse der t- Tests in allen drei Fällen (**Tab. 10**).

Abb. 56 veranschaulicht den Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen der Jahrringe 2012 und 2014 Mithilfe von Box-Whisker-Plots.

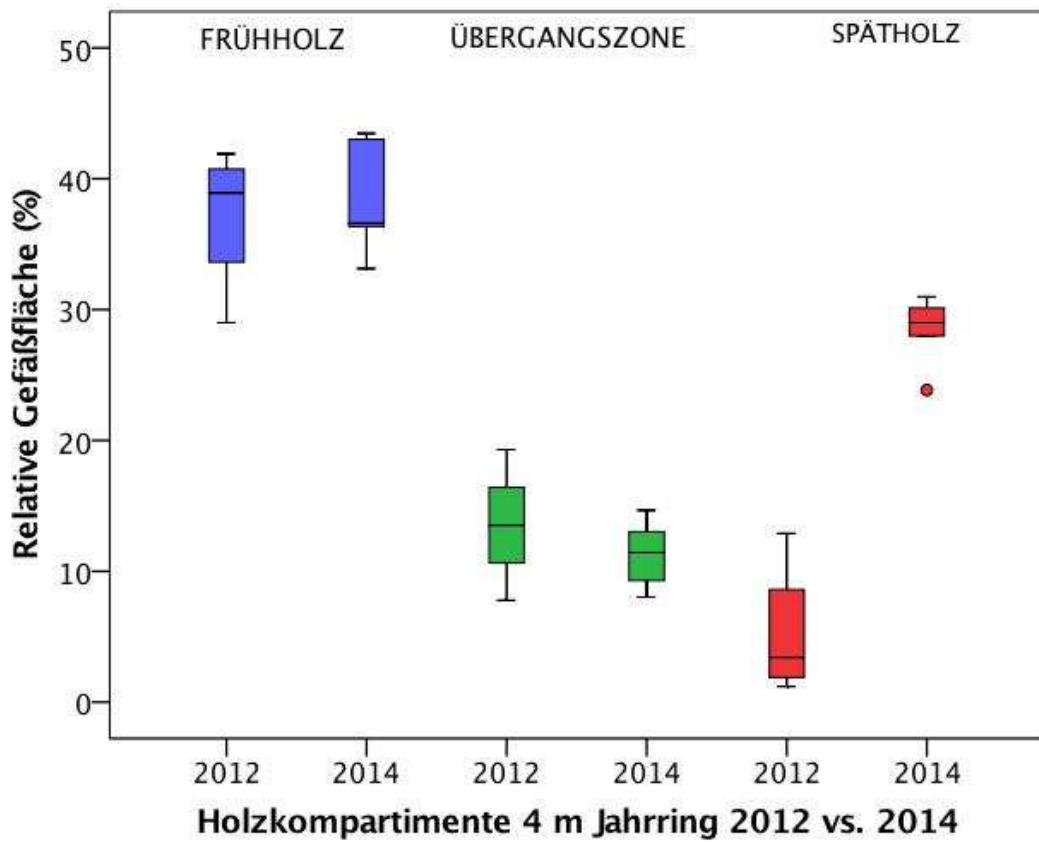


Abbildung 56 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2012 und 2014 auf Probenhöhe 4 m

Tabelle 10 Ergebnisse der Mittelwertvergleiche der Holzkompartimente der Jahrringe 2012 vs. 2014 auf Probenhöhe 4 m

Paarweise Kompartiments vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (%)	Mittlere Differenz (%)	Standardfehler der Differenz (%)	Konfidenzintervall 95% der Differenz (%) untere obere	t	Mann-Whitney-U-Test
Frühholz 2 m	4	37,2	-1,00	3,1	-8,1 6,1	0,749	1,000
Frühholz 4 m		38,2					
Übergangszone 2 m	4	13,5	2,2	2,2	-3,0 7,4	0,353	0,476
Übergangszone 4 m		11,3					
Spätholz 2 m	4	5,20	-23,2	2,4	-28,9 17,6	0,001	0,011
Spätholz 4 m		28,5					

Der Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen der Jahre 2012 und 2013 ergab, dass die Nullhypothese, die Mittelwerte der relativen Gefäßflächen unterscheiden sich nicht, in keinem der drei Holzkompartimente abgelehnt werden konnte. Der Mann-Whitney-U-Test bestätigte auch hier das Ergebnis der t-Tests (**Tab. 11**).

Abb. 57 stellt die Verteilung der Mittelwerte Mithilfe von Box-Whisker-Plots dar und die **Tab. 11** gibt Auskunft über relevante statistische Werte des zuvor angeführten Vergleiches.

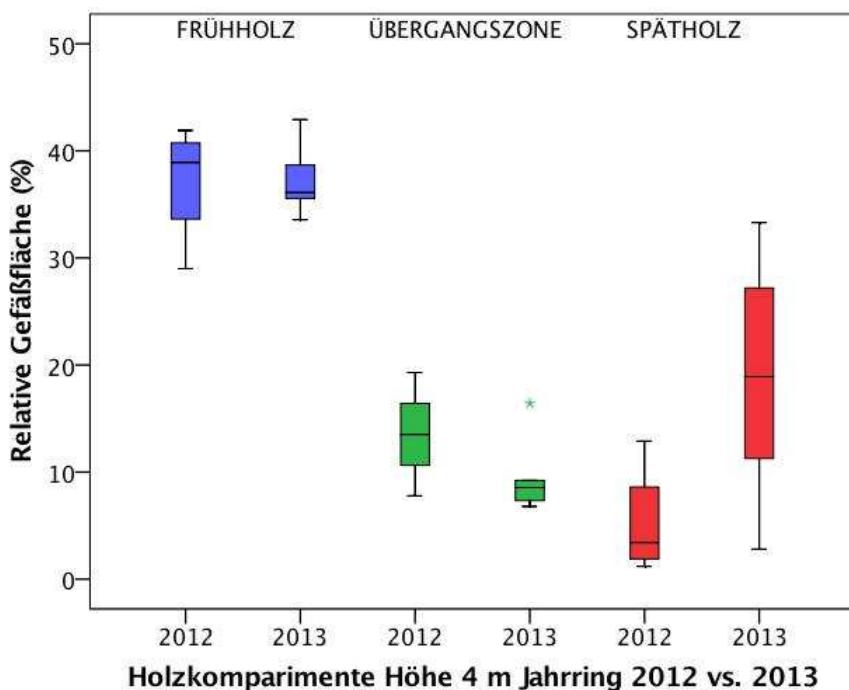


Abbildung 57 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2012 und 2013 auf Probenhöhe 4 m

Tabelle 11 Ergebnisse der Mittelwertvergleiche der Holzkompartimente der Jahrringe 2012 vs. 2013 auf Probenhöhe 4 m

Paarweise Kompartiments vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (%)	Mittlere Differenz (%)	Standardfehler der Differenz (%)	Konfidenzintervall 95% der Differenz (%) untere obere	t	Mann-Whitney-U-Test
Frühholz 2012	4	37,2	0,03	2,8	-6,4 6,5	0,993	0,762
Frühholz 2013		37,2					
Übergangszone 2012	4	13,5	4,0	2,6	-1,9 10,0	0,156	0,257
Übergangszone 2013		9,50					
Spätholz 2012	4	5,20	-13,5	5,6	-27,2 0,2	0,053	0,067
Spätholz 2013		18,7					

Der Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen der Jahre 2013 und 2014 ergab keine signifikanten Unterschiede. Der Mann-Whitney-U-Test bestätigte auch hier die Ergebnisse der t-Tests (**Tab. 12**). **Abb. 58** zeigt die Mittelwertsverteilung der relativen Gefäßflächen anhand von Box-Whisker-Plots.

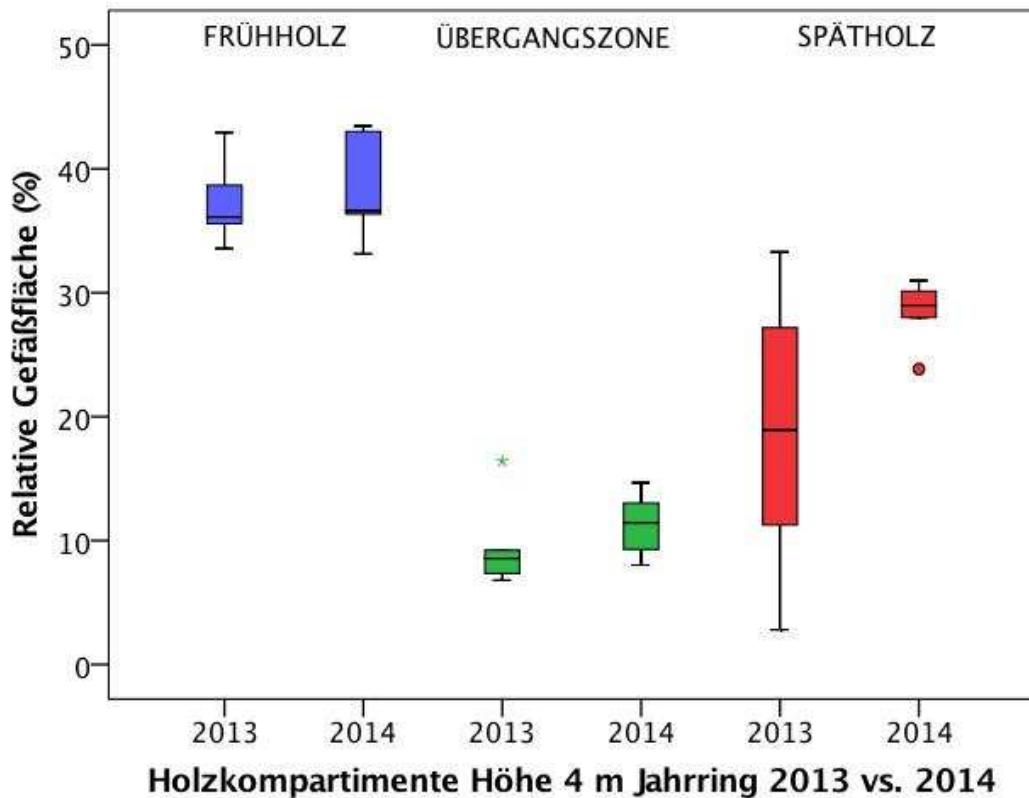


Abbildung 58 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2013 und 2014 auf Probenhöhe 4 m

Tabelle 12 Ergebnisse der Mittelwertvergleiche der Holzkompartimente der Jahrringe 2013 vs. 2014 auf Probenhöhe 4 m

Paarweise Kompartiments vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (%)	Mittlere Differenz (%)	Standardfehler der Differenz (%)	Konfidenzintervall 95% der Differenz (%) untere obere	t	Mann-Whitney-U-Test
Frühholz 2013	6	37,2	-1,00	2,1	-5,8 3,7	0,637	0,394
Frühholz 2014							
Übergangszone 2013	6	9,50	-1,83	1,76	-5,7 2,1	0,321	0,180
Übergangszone 2014							
Spätholz 2013	6	18,7	-9,8	4,57	-20,0 0,44	0,059	0,093
Spätholz 2014							

3.5.4. Mittelwertvergleiche der relativen Gefäßflächen der Kompartimente auf Probenhöhe 2 m

Auf Probenhöhe 2 m konnten mangels ausreichender Daten bezüglich des Jahres 2012 nur die Jahre 2013 und 2014 miteinander verglichen werden. Der Mittelwertvergleich der relativen Gefäßflächen auf 2 m Höhe des Jahres 2013 versus 2014 ergab, dass nur zwischen dem Kompartiment Spätholz der analysierten Jahre ein signifikanter Unterschied feststellbar war (**Tab. 13**). Die relative Gefäßfläche des Spätholzes des Jahres 2014 war hier im Schnitt um 15,3 % größer als jene des Jahres 2013. Der Mann-Whitney-U-Test bestätigte dieses Ergebnis hier ebenfalls (**Tab. 13**). **Abb. 59** zeigt die Mittelwertsverteilung der relativen Gefäßflächen anhand von Box-Whisker-Plots.

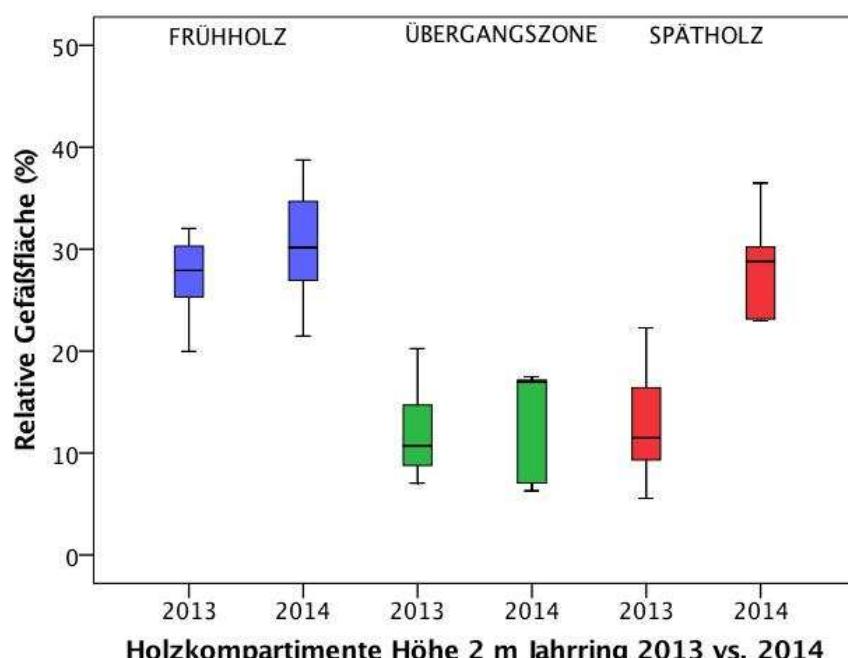


Abbildung 59 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2013 und 2014 auf Probenhöhe 2 m

Tabelle 13 Ergebnisse der Mittelwertvergleiche der Holzkompartimente der Jahrringe 2013 vs. 2014 auf Probenhöhe 2 m

Paarweise Kompartiments vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (%)	Mittlere Differenz (%)	Standardfehler der Differenz (%)	Konfidenzintervall 95% der Differenz (%)		t	Mann-Whitney-U-Test
Frühholz 2013	5	27,2	-3,30	3,6	-11,8	-5,2	0,475	0,548
Frühholz 2014	5	30,4						
Übergangszone 2013	5	12,3	-0,70	3,5	-8,8	7,5	0,846	1,000
Übergangszone 2014	5	13,0						
Spätholz 2013	5	13,0	-15,3	3,8	-24,2	-6,5	0,004	0,009
Spätholz 2014	5	28,3						

3.5.5. Statistische Analyse der Zellwandstärke der Libriformfasern

Die mittleren Zellwanddicken der Libriformfasern der Holzkompartimente des Jahrrings 2013 zwischen inokulierten Bäumen und Kontrollbäumen unterschieden sich nicht signifikant voneinander (**Tab. 14**). Auch bei den Zellwanddicken der Libriformfasern des Spätholzes der Probeäume, dessen Mittelwert deutlich größer war als jener der Zellwanddicken der Libriformfasern des Spätholzes der Kontrollbäume, konnte die Nullhypothese, die mittleren Zellwanddicken der Libriformfasern unterscheiden sich nicht, im Jahr 2013 aufgrund der großen Varianz nicht abgelehnt werden (**Tab. 14.**)

Im Jahr 2014 unterschieden sich die mittleren Zellwanddicken der Libriformfasern nur im Spätholz signifikant voneinander (**Tab 14**).

Der Vergleich der Mittelwerte der Zellwanddicken der Libriformfasern des Spätholzes 2013 mit jenen des Spätholzes 2014 ergab, dass im Falle der Kontrollbäume kein signifikanter Unterschied festgestellt werden konnte, wohl aber bei den Probeäumen (**Tab. 14).**

Abb. 60 zeigt die Veränderung der mittleren Zellwanddicke der Libriformfasern über die Jahre 2013 und 2014.

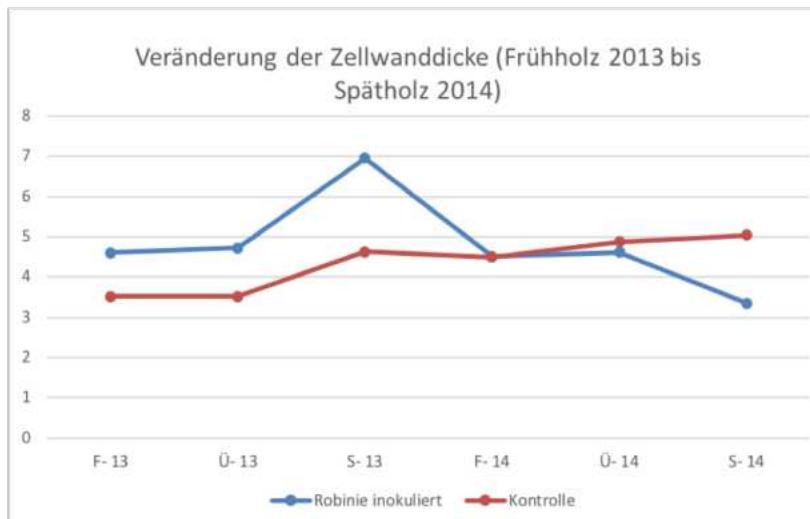


Abbildung 60 Veränderung der mittleren Zellwanddicke über die Jahre 2013 bis 2014. F, Ü und S stehen jeweils als Kürzel für die Kompartimente Frühholz, Übergangszone und Spätholz, 13 sowie 14 symbolisieren die Jahreszahlen 2013 und 2014.

Tabelle 14 Mittelwertsvergleiche der Zellwanddicken der Libriformfasern der drei Holzkompartimente der Jahre 2013 sowie 2014. I. bezeichnet die inokulierten Proben, während mit N. I. die nicht inokulierten Proben gemeint sind.

Paarweise Kompartiments vergleiche	Stichprobengröße (N)	Mittelwerte (μm)	Std (μm)	t
Frühholz 2013 I.	5	4,60	0,69	0,146
Frühholz 2013 N. I.	3	3,52	1,19	
Übergangszone 2013 I.	5	4,72	0,89	0,075
Übergangszone 2013 N. I.	3	3,51	0,44	
Spätholz 2013 I.	5	6,95	1,21	0,083
Spätholz 2013 N. I.	3	4,62	2,03	
Frühholz 2014 I.	5	4,51	0,31	0,976
Frühholz 2014 N. I.	5	5,50	0,49	
Übergangszone 2014 I.	5	4,62	1,04	0,642
Übergangszone 2014 N. I.	5	4,87	0,54	
Spätholz 2014 I.	5	3,36	0,62	0,009
Spätholz 2014 N. I.	4	5,04	0,80	
Spätholz 2013 N. I.	3	4,62	2,03	0,720
Spätholz 2014 N. I.	4	5,04	0,80	
Spätholz 2013 I.	5	6,95	1,21	0,001
Spätholz 2014 I.	5	3,36	0,62	

4. Diskussion

Das Probematerial von *R. pseudoacacia* an den Standorten Schotterteich und Silberberg sowie das zusätzlich untersuchte Probenmaterial von *A. altissima* lieferte sehr unterschiedliche Ergebnisse, die folgend diskutiert werden sollen.

4.1. Mögliche Vorschädigung der Robinien am Standort Schotterteich

Wie bereits eingehend dargestellt, zeigten nur die Proben des Standortes Silberberg die für eine *Verticillium*- Infektion typischen Symptome. Bei den Schotterteichproben konnten diese nicht beobachtet werden. Zwar welkten die Bäume in der Studie von KLETZMAYR (2016) nach Inokulation mit *V. nonalfafae* auch auf diesem Standort, die Auswertung des gesamten Materials des Standorts Schotterteich legte jedoch den Schluss nahe, dass eine Vorschädigung der Bäume jenes Standorts wahrscheinlich war. Dies wurde ersichtlich durch die unübliche makroskopische Symptomausprägung der geschliffenen Stamm scheiben und die ebenfalls unüblichen mikroskopischen Symptome, welche die anatomischen Schnitte und die Binokularaufnahmen der Bohrkerne zeigten.

Die Sichtung des Materials durch Dr. Grabner, seines Zeichens Experte für Dendrochronologie und Holzanatomie am Institut für Holzforschung und Nachwachsende Rohstoffe der Universität für Bodenkultur in Tulln, bestätigte diese Vermutung. Er teilte die Einschätzung, dass es zielführend wäre, den Versuch nach Möglichkeit mit Proben eines anderen Standortes zu wiederholen. Seine Beurteilung des bis dato vorliegenden Materials war ein wesentlicher Grund, auch den Standort Silberberg im Rahmen dieser Masterarbeit zu bearbeiten.

Die am Standort Schotterteich auftretenden, sehr engen Jahrringe in ungewöhnlicher Ausprägung könnten demnach andere Ursachen als die Inokulation mit *V. nonalfafae* haben (**Abb. 61**). So könnten sie beispielsweise auf einen Anstieg des Grundwasserspiegels hindeuten (**ABB. 61a**). In wassergesättigten Böden kann es zur Ausbildung von sehr engen Jahrringen, bis hin zu lediglich einem schmalen Band aus Frühholz, kommen, wenn der Baum eine Anfälligkeit gegenüber Staunässe aufweist (SCHWEINGRUBER 2007). Da *R. pseudoacacia* empfindlich auf Staunässe reagiert und sich ein Gewässer in unmittelbarer Nähe zum Standort Schotterteich befindet, könnte dies der Grund für die Auffälligkeiten hinsichtlich der Jahrringanatomie sein.

Auch Trockenstress kann für eine ähnliche Symptomatik verantwortlich sein (**Abb. 61b**) (SCHWEINGRUBER 2007), erscheint aber in vorliegendem Fall eher unwahrscheinlich, da durch die Gewässernähe des Standortes Schotterteich von einer ausreichenden Grundwasserversorgung des Bestandes ausgegangen werden kann.

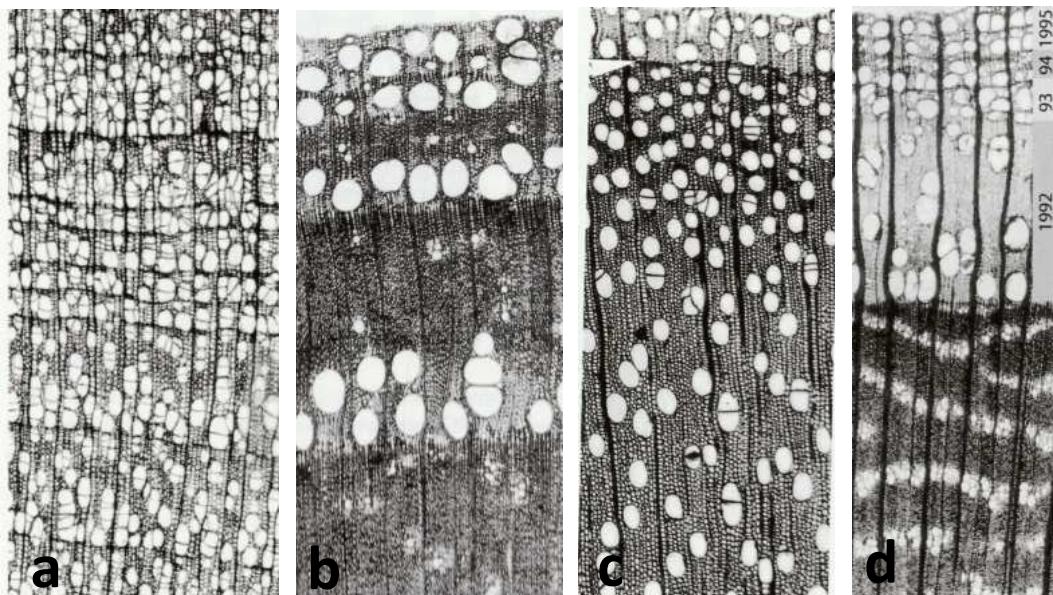


Abbildung 61 a: Reduziertes Wachstum von *Populus trichocarpa* HOOK. aufgrund eines plötzlichen Anstiegs des Grundwasserspiegels nach einem Erdbeben an der pazifischen Küste in Alaska, USA; b: Abruste Wachstumsreduktion aufgrund von extremer Dürre bei *Fraxinus excelsior* L. an einem Fluss im Tessin, Schweiz; c: Abgestorbener *Populus alba* L. Sämling nach Überschattung, Piedmont, Italien; d: Wachstumsreduktion und falsche Jahrringe an *Ulmus glabra* Huds., Quelle: SCHWEINGRUBER 2007

Auch andere Faktoren, wie beispielsweise die Ausdunkelung von lichtbedürftigen Baumarten, kann zu unüblich ausgeprägten Jahrringen führen (**Abb. 61c**) (SCHWEINGRUBER 2007). Es ist allerdings auch nicht auszuschließen, dass es sich bei den betreffenden, zuletzt gebildeten Jahrringen (**Abb. 50b**), zumindest zum Teil, um falsche Jahrringe handeln könnte (**Abb. 61d**). Dieses Phänomen kann besonders nach Kronenverlust durch beispielsweise Entlaubung oder Schneitelung beobachtet werden (SCHWEINGRUBER 2007). Dass es sich bei der Wachstumsreduktion am Standort Schotterteich um eine Reaktion auf die Inokulation mit *V. nonalfalfa* handelte, darf bezweifelt werden, da die Auswertung der anatomischen Schnitte nahelegte, dass diese engen Jahrringe teilweise schon vor der Inokulation gebildet wurden (GRABNER 2016, persönliche Mitteilung).

Dass weder ein frühholzähnlicher Porenkreis im Spätholz gebildet wurde, noch bräunliche Verfärbungen einzelner Gefäße erkennbar waren, wie am Standort Silberberg der Fall, ist ein weiterer Hinweis dafür, dass wahrscheinlich noch andere Einflüsse, abiotischen und

oder biotischen Ursprungs, eine Rolle bezüglich der Erkrankung der inokulierten Robinien des Standorts Schotterteich gespielt haben könnten und die Symptome nicht alleinig auf *V. nonalfalfa*e rückzuführen sind (SCHWEINGRUBER 2007). Außerdem konnten im Holz der Robinien des Standorts Schotterteich Dermakationslinien erkannt werden, wie sie holzzerstörende Pilze, wie beispielsweise der Weißfäuleerreger *Fomes fomentarius* L., ausbilden, um sich gegen Mycelien anderer Pilzkolonien abzugrenzen (SCHWARZE et al. 2000). Dies konnte an den Bäumen des Standorts Silberberg nicht beobachtet werden und bestärkt die These einer Vorschädigung des Standorts Schotterteich. Die Hyphen, die auch im Holz der Probebäume des Standorts Schotterteich nachgewiesen werden konnten, könnten demnach auch die Hyphen eines holzzerstörenden Pilzes sein und nicht jene von *V. nonalfalfa*e.

Schließlich muss auch noch erwähnt werden, dass auch ein „gesunder“ Kontrollbaum des Standorts Schotterteich Symptome zeigte (**Abb. 50a**), was die Vermutung einer Vorschädigung des Bestandes dieses Standorts, unabhängig von der Inokulation mit *V. nonalfalfa*e, unterstützt (GRABNER 2016, persönliche Mitteilung).

Bei der Herstellung der anatomischen Schnitte fiel überdies auf, dass das Holz des Standorts Schotterteich fragiler und brüchiger war als jenes des Standortes Silberberg. Aufgrund der Tatsache, dass die Bäume des Standorts Schotterteich erst im August gefällt wurden und jene des Standorts Silberberg schon Anfang Juni, kann das Fälldatum hierfür keine Erklärung liefern.

4.2. Vergleich der Vulnerabilität von *A. altissima* und *R. pseudoacacia* bezüglich der Infektion mit *V. nonalfalfa*e

Wie bereits dargestellt, ließen *A. altissima* sowie *R. pseudoacacia* eine Reihe von Veränderungen im Holz nach Inokulation mit *V. nonalfalfa*e erkennen, die auf Abwehrmechanismen dieser hindeuteten. Die Arbeiten von Erhard Halmschlager, Oliver Maschek und Kevin Kletzmayr zeigten deutlich, dass nur *A. altissima* mit Mortalität auf die Inokulation mit *V. nonalfalfa*e reagiert, während sich *R. pseudoacacia*, nach anfänglichem Welken, wieder erholt, beziehungsweise sich resistent gegenüber dem Erreger zeigt. (MASCHEK 2011; KLETZMAYR 2016; MASCHEK & HALMSCHLAGER 2016; MASCHEK & HALMSCHLAGER 2018).

Generell kann bezüglich der Abwehrmechanismen von Pflanzen gegenüber Phytopathogenen zwischen strukturellen und biochemischen sowie zwischen konstitutionellen und induzierten Abwehrmechanismen unterschieden werden (PRELL 1996). Diese Mechanismen sollen im Folgenden im Hinblick auf *R. pseudoacacia* und *A. altissima* diskutiert werden.

4.2.1. Die strukturelle Konstitution

Mit konstitutionellen Abwehrmechanismen sind jene Abwehrstrategien gemeint, über die eine Pflanze vorbeugend verfügt, um sich bestmöglich gegen schadhafte abiotische und biotische Umwelteinflüsse schützen zu können. Es handelt sich hierbei hauptsächlich um strukturelle Anpassungen wie beispielsweise Zellwände, Borke und Cuticula, die als Barrieren für etwaige Schadeinflüsse dienen (FREEMAN & BEATTIE 2008). Doch auch die Anreicherung sekundärer Metaboliten in bestimmten Pflanzenteilen, ohne das Vorhandensein eines Schadorganismus als auslösender Faktor, kann wohl als konstitutionelle Abwehr gewertet werden.

Generell haben die grundlegenden biochemischen Eigenschaften einer Pflanze im Allgemeinen eine weit größere Bedeutung für die Frage, ob sich diese als Wirt für ein bestimmtes Phytopathogen eignet, als strukturelle Abwehrmechanismen (PRELL 1996).

Im Hinblick auf vaskuläre Parasiten wie *V. nonalfalfa*e scheint jedoch das schnelle Verschließen der Gefäße die wichtigste Abwehrreaktion einer infizierten Pflanze zu sein (POUZOULET 2014). Doch nicht nur das Vermögen, die Gefäße schnell zu verschließen, sondern auch der mittlere Durchmesser der Gefäße scheint bezüglich der Vulnerabilität einer mit einem vaskulären Welkeerreger infizierten Pflanze eine Rolle zu spielen. So konnte anhand von Kultivaren von *Vitis vinifera* L. ein Zusammenhang zwischen dem mittleren Gefäßdurchmesser und der Anfälligkeit gegenüber vaskulären Welken erkannt werden. Umso größer der mittlere Durchmesser der Gefäße der Weinkultivare war, umso anfälliger zeigten sie sich gegenüber Welkeerregern (POUZOULET 2014). Und auch für *Ulmus minor* MILL. und dessen Grad der Resistenz gegenüber *Ophiostoma novo-ulmi* BRASIER konnte ein ähnlicher Zusammenhang entdeckt werden (SOLLA & GIL 2002). Da der durchschnittliche Gefäßdurchmesser von *A. altissima* und *R. pseudoacacia* jedoch sehr ähnlich ist, ist anzunehmen, dass dieser hier nicht für die unterschiedliche Vulnerabilität verantwortlich sein kann.

Bezüglich der anatomischen Beschaffenheit des Leitungssystems ist überdies anzumerken, dass *R. pseudoacacia* über vasizentrische Tracheiden verfügt, die ein dreidimensionales Leitungsnetzwerk bilden, im engen Kontakt zu den Gefäßen stehen und die Wasserleitung von ausgefallenen Gefäßen teils übernehmen können (KARLQUIST 1988). Es ist anzunehmen, dass dieser Mechanismus, der eine Anpassung an Dürre darstellt (KARLQUIST 1985), auch dabei helfen kann, das Absterben des Baumes in der Akutphase der Infektion mit einer vaskulären Welke zu verhindern. Für das Vorhandensein vasizentrischer Tracheiden in *A. altissima* konnten keine Belege gefunden werden (INSIDEWOOD 2014).

Rein qualitativ lässt sich, zumindest was vorliegendes Probematerial betrifft, abschätzen, dass *R. pseudoacacia* auch in gesundem Holz eine größere Anzahl an Gefäßen in der Übergangszone und im Spätholz aufweist. Untermauert wird dies dadurch, dass die Literatur teils von fehlendem Spätholzgefäß in *A. altissima* spricht, was allerdings nicht den Tatsachen entspricht (KÚDELA & MAMOŇOVÁ 2016). Die größere Anzahl an Gefäßen könnte ein weiterer wichtiger Grund für die Regenerationsfähigkeit von *R. pseudoacacia*, verglichen mit *A. altissima*, sein. Zumal hauptsächlich Frühholzgefäß mit großem Durchmesser nekrotische Verfärbungen aufwiesen.

4.2.2. Strukturelle Aspekte der Befallsreaktion

Eine Abwehrreaktion in der Pre-Xylemphase ist, bei mit Welkeerregern befallenen Pflanzen, meist limitiert oder nicht vorhanden, ohne Unterschied, ob es sich um eine resistente oder anfällige Spezies handelt. Die Resistenz manifestiert sich demnach in der Xylemregion (DE WIT 1987). So ist beispielsweise bei *Verticillium*-resistenter Baumwolle das schnelle Verthyllen der Gefäße ein wesentlicher Faktor bezüglich ihrer Widerstandsfähigkeit gegenüber der Welke (MACE 1978).

Generell scheint die Geschwindigkeit einer Pathogenabwehr ein wesentlicher Faktor für dessen Gelingen darzustellen. So stellt PRELL (1996) fest, dass, wenn der Abwehrmechanismus einer Pflanze gegenüber einem Pathogen triumphiert, es der Intensität und Geschwindigkeit der Reaktionskette der Pathogenabwehr geschuldet ist und nicht auf der Blockierung der gegenläufigen Reaktionskette des Pathogenes beruht.

Bezüglich des Mechanismus, der die Gefäße verschließt, können Unterschiede zwischen *R. pseudoacacia* und *A. altissima* benannt werden. *R. pseudoacacia* verschließt ihre Gefäße mit Thyllen, bei *A. altissima* geschieht dies mit Gummistoffen (BONSEN & KUČERA

1990; THOMAS 2000). In vorliegender Studie hatte es überdies den Anschein, dass der Grad des Gefäßverschlusses von *A. altissima* und *R. pseudoacacia* von unterschiedlicher Qualität war. *A. altissima* zeigte weniger stark verschlossene Gefäße wie *R. pseudoacacia*. Dies könnte ein Hinweis dafür sein, dass *V. nonalfalfa*e sich schneller in *A. altissima* ausbereiten kann. Allerdings zeigte *R. pseudoacacia* innerhalb der ersten sechs Wochen nach Inokulation ähnlich starke Welkesymptome wie *A. altissima* (KLETZMAYR 2016), was wiederum gegen diese These spricht.

Jedoch kann das Abwerfen von Blättern und somit eine Verringerung des LAI auch als eine Anpassung an Trockenheit gewertet werden. Im Zuge des Verschlusses der Gefäße werden die Blätter abgeworfen, um so den Wasserverlust durch Transpiration entgegenwirken (BASU et al. 2016). Die vollständige Entlaubung des Baumes muss also nicht bedeuten, dass der Erreger den Baum zum Absterben gebracht hat, es kann vielmehr ein Anzeichen dafür sein, dass dieser Ressourcen einspart, um mit neuen Gefäßen erneut auszutreiben zu können.

Weiters konnte im Falle von *R. pseudoacacia* das partielle Absterben von Gewebe, das im direkten Kontext mit symptomatischen Gefäßen stand, beobachtet werden. Dies deutete auf eine hypersensitive Reaktion, das schnelle Nekrotischwerden von mit einem Pathogen indiziertem Gewebe (PRELL 1996), hin. Durch diese Reaktion, die im Allgemeinen dazu dient, den Erreger an einer weiteren Ausbreitung durch Entzug der Nahrungsgrundlage zu hindern (PRELL 1996), könnte *R. pseudoacacia* im Stande sein, die interzelluläre Ausbreitung von *V. nonalfalfa*e zu erschweren. In *A. altissima* konnte an den holzanatomischen Schnitten keine hypersensitive Reaktion erkannt werden, obwohl an den geschliffenen Holzscheiben sehr wohl auch Verfärbungen der Gefäße zu beobachten waren.

Wie erwartet war der Unterschied der relativen Gefäßflächen der Spätholzgefäße zwischen inokulierten und nicht inokulierten Bäumen beziehungsweise zwischen inokulierten Jahrringen und nicht inokulierten Jahrringen hoch signifikant. Die relative Gefäßfläche des Spätholzes des inokulierten Jahrrings war deutlich größer, da hier ein frühholzähnlicher Porenkreis im Spätholz ausgebildet wurde. Dieses Phänomen konnte auch bei anderen ringporigen Baumarten wie *Fraxinus excelsior* nach Verlust der Krone beobachtet werden (SCHWEINGRUBER 2007).

Es konnte zudem auch kein signifikanter Unterschied zwischen der relativen Gefäßfläche des Frühholzes und der des inokulierten Spätholzes gefunden werden, was die These untermauert, dass ein Porenkreis mit Frühholzcharakter im Spätholz inokulierter Bäume ausgebildet wurde. Diese Reaktion dürfte ein wesentlicher Grund für das erneute Austreiben und Überleben von *R. pseudoacacia* sein. Die relativen Gefäßflächen des Frühholzes und der Übergangszone von inokulierten und nicht inokulierten Bäumen zeigten hingegen keine signifikanten Unterschiede.

Auch bei den anatomischen Schnitten von *A. altissima* war eine ungewöhnlich große Anzahl an Gefäßen im Spätholz erkennbar. Es hatte teilweise den Anschein, als ob die Bäume am Anfang der nächsten Vegetationsperiode nach der Inokulation noch lebten und einige wenige Frühholzgefäß bildeten, bevor sie gefällt wurden. In SCHWEINGRUBER 2007 konnte eine ähnliche Symptomatik an *Fraxinus excelsior* beobachtet werden, die zuvor geschneitelt wurde. Allerdings sind die Proben von *A. altissima* noch im Inokulationsjahr gefällt worden. Somit muss davon ausgegangen werden, dass *A. altissima* auf die Inokulation mit *V. nonalfafae* ebenfalls mit der Bildung von unüblich großen frühholzähnlichen Gefäßen im Spätholz reagiert hat, jedoch in geringerem Umfang.

Bei genauerer Betrachtung fiel überdies auf, dass hier keine konstante Jahrringgrenze aus abgeflachten Zellen, wie bei den meisten Baumarten üblich (SCHWEINGRUBER 2007), gebildet wurde. Dies war ebenfalls ein Indiz dafür, dass es sich um keinen neuen Jahrring, sondern um große Gefäße im Spätholz handelte.

Es stellt sich nun die Frage, warum *A. altissima* nicht ebenfalls einen vollständigen falschen Jahrring ausbildet, um die Infektion abzuwehren, da die Fähigkeit zur Bildung von großporigen Gefäßen im Spätholz ja grundsätzlich vorhanden zu sein scheint.

Denkbar wäre, dass *A. altissima* nicht über genügend Ressourcen verfügt, um ausreichend neue Gefäße zu bilden, um den Verlust der befallenen Gefäße zu kompensieren. Wahrscheinlicher ist jedoch, dass *V. nonalfafae* *A. altissima* effektiver besiedeln kann und den Baum zum Absterben bringt, bevor dieser erneut Gefäße in ausreichender Zahl produzieren kann, da, wie oben bereits erwähnt, die Geschwindigkeit der Pathogenbesiedelung einen wesentlichen Faktor betreffend der Virulenz des Erregers darstellt (Prell 1996).

Es soll an dieser Stelle auch erwähnt werden, dass die Ausbildung von frühholzähnlichen Gefäßen im Spätholz kein ausschließliches Kennzeichen einer *Verticillium*- Infektion ist.

Vielmehr stellt es eine Reaktion auf den Verlust der Krone, beziehungsweise Teilen dieser, dar (SCHWEINGRUBER 2007). So wurde diese Symptomatik auch bei *Fraxinus excelsior*, nach Zurückstutzen der Krone, beobachtet (**Abb. 62**).



Abbildung 62 frühholzähnliche Gefäße
im Spätholz von *Fraxinus excelsior*
nach dem Zurückstutzen der Krone,
Quelle: SCHWEINGRUBER 2007

Über die Höhe konnte ein Anstieg der relativen Gefäßfläche des Frühholzes beobachtet werden. Diesbezüglich fanden auch ADAMOPOULOS & VOULGARIDIS (2002), dass der Durchmesser der Frühholzgefäße bei *R. pseudoacacia* mit der Höhe erst zunimmt und am oberen Ende des Baumes schließlich wieder abnimmt. Bei den Gefäßen der Übergangszone sowie des Spätholzes war dieser Effekt weit weniger ausgeprägt beziehungsweise fehlte völlig.

Die Zellwanddicken der Libriformfasern des Spätholzes von inokulierten und nicht inokulierten Robinien des Jahrrings 2014 unterschieden sich signifikant voneinander. Die Zellwände der Libriformfasern der gesunden Bäume waren deutlich dicker als jene der inokulierten Bäume. Auch zwischen dem Spätholz des inokulierten Jahrrings 2014 und dem Jahrring davor war selbiger Unterschied feststellbar. Auch bei dem oben erwähnten Beispiel von *Fraxinus excelsior* (**Abb. 62**) war die Holzdichte des Spätholzes vermindert (SCHWEINGRUBER 2007).

Ein Trade- Off Effekt zwischen der Produktion von Festigungsgewebe versus Leitungsgewebe könnte hierfür als Erklärung dienen. Ähnliche Effekte bezüglich der Holzanatomie sind bereits mehrmalig dokumentiert worden (LACHENBRUCH & MCCULLOH 2014).

4.2.3. Biochemische Konstitution und Reaktion auf den Befall

Bezüglich der biochemischen Abwehr reagieren Pflanzen generell mit beschleunigter Respiration, Ethylen- und Auxinproduktion sowie der Akkumulation von phenolischen und aromatischen Verbindungen (GOODMAN et al. 1986). In diesem Zusammenhang spricht man auch von *defense related proteines*, die Abwehrmechanismen, wie die Bildung von Phytoalexinen und Enzymen wie beispielsweise Chitininasen zusammenfassen (PRELL 1996). Auch bezüglich des sekundären Xylems spielen biochemische Abwehrmechanismen, wie chemische Substanzen, die im Stande sind, die Morphologie des Gefäßgewebes zu verändern, sowie andere mit mikrobiellen Eigenschaften, eine große Rolle (YADETA & THOMMA 2013).

Mehrere Studien beschäftigen sich mit den antifungalen Eigenschaften biochemischer Stoffe in *R. pseudoacacia* (DE FILIPPIS & MAGEL 2011; YADETA & THOMMA 2013; SERGENT et al. 2014; HOSSEINIHASHEMI et al. 2016).

So sind die in einer Studie von DE FILIPPIS & MAGEL (2011) im Splintholz von *R. pseudoacacia* vorkommenden Proteine und Enzyme mit einer Vielzahl von Stoffwechselvorgängen, unter anderem auch diversen Abwehrmechanismen, assoziiert. In der Übergangszone zwischen Splint und Kernholz konnten überdies Proteine und Enzyme nachgewiesen werden, die in die stressinduzierte Synthese von Flavonoiden involviert sind.

Phenole werden ebenfalls mit der Dauerhaftigkeit und Resistenz gegenüber Pathogenen in Verbindung gebracht. Pflanzen, die mit einem vaskulären Pathogen infiziert sind, reagieren mit der Akkumulation unterschiedlicher phenolischer Substanzen in ihrem Leitgewebe (YADETA & THOMMA 2013). Die Verfärbungen der Gefäße und die des umliegenden Gewebes von inkulierten Robinien könnten ein Hinweis auf die vermehrte Deposition von phenolischen Substanzen in mit *V. nonalfalfa* infiziertem Robinienholz sein (SCHWEINGRUBER 2007).

Da der Phenolgehalt im Gewebe juveniler Robinien geringer ist, könnten diese möglicherweise empfindlicher auf eine Inkulation mit *V. nonalfalfa* reagieren (SERGENT et al. 2014). Jedoch konnte KLETZMAYR (2016) keinen Zusammenhang zwischen BHD- Klassen und Symptomausprägung finden. Dies gilt auch für die von Oliver Maschek durchgeführte Studie zu *A. altissmia* und *V. nonalfalfa* (MASCHEK 2011) und bei Sämlingen von *R. pseudoacacia* die mit *V. nonalfalfa* infiziert wurden, wurde gar eine Resistenz jener beobachtet (MASCHEK & HALMSCHLAGER 2018).

Desweiteren existiert eine Studie von HOSSEINIHASHEMI et al. (2016), die zeigte, dass ein Extrakt aus der Borke von *R. pseudoacacia*, zum Großteil bestehend aus Palmitinsäure, Heptadecene-(8)-Carbonsäure-(1) , Ölsäure und Stearinsäure, antifungale Eigenschaften aufwies und dieser imstande war, Hyphenwachstum zu hämmen.

Aber auch *A. altissima* produziert eine Vielzahl chemischer Stoffe mit ebenso vielfältigen Eigenschaften und ist gerade deshalb auch von medizinischem Interesse (KUNDU & LAS-KAR 2009). Ebenso wird an der Eignung von Pestiziden geforscht, die Stoffe beinhalten, die von *A. altissima* synthetisiert werden (HEISEY & HEISEY 2003, MARTÍNEZ et al. 2013).

Die Literatur legt also nahe, dass *R. pseudoacacia* fähig ist, Stoffe zu synthetisieren, die antifungale Wirkung haben. Um eindeutige Klarheit darüber zu haben, welche der von *A. altissima* sowie *R. pseudoacacia* produzierten Stoffe imstande sind, das Pilzwachstum von *V. nonalfafae* zu hemmen, wären jedoch in vitro Versuche von Nöten.

Auch eine mehrjährige Entwicklung eines infizierten Bestandes wäre für eine eingehende Analyse der Virulenz von Bedeutung. So ist bekannt, dass eine *Verticillium*- Infektion im landwirtschaftlichen Kontext anfänglich einen eher milden Verlauf nimmt und sich mit den Jahren verschlimmert, da Pathogenstämme entstehen, die virulenter sind als der Stamm der Erstinfektion (AGRIOS 2005).

Schließlich muss auch erwähnt werden, dass ein rasches Absterben der inokulierten Pflanze und so die Verhinderung der weiteren Ausbreitung des Pathogenes, wie im Falle von *A. altissima*, mitunter auch als Abwehrstrategie gewertet werden kann (ROBB et al. 2007). Gerade bei Spezies, die sich auch über klonales Wachstum vermehren, würde diese Strategie evolutionär Sinn ergeben.

4.2.4. Infektionsverlauf und induzierte Resistenz

Es konnte eine Zunahme der beschriebenen Symtome in den ersten vier Metern, relativ zur Inokulationsstelle, beobachtet werden. Danach nahmen diese wieder ab. Dieses Phänomen wird auch in der Literatur beschrieben (SINCLAIR 2005). Ein Grund dafür könnte die Gefäßlänge darstellen, die die schnelle Ausbreitung der Sporen mit dem Saftstrom limitiert. WANG et al. (2014) geben die durchschnittliche Gefäßlänge von *R. pseudoacacia* mit ca. 20 cm an.

Konträr zu den Angaben in der Literatur, die keine nennenswerte Ausbreitung gegen den Saftstrom kennt, konnten bei *A. altissima* auch Symptome 4 cm bzw. 1 cm unterhalb der Inokulationsstelle beobachtet werden. Zumindest kurze Distanzen dürfte der Pilz somit auch gegen den Saftstrom überwinden können. Möglicherweise geschieht dies nach der Kavitation befallener Gefäße, die eine passive Beförderung der Sporen mit der Schwerkraft möglich machen könnte.

Es wurden auch bereits Versuche unternommen, denselben Baum mehrmals zu inokulieren um die Effektivität des Pathogenes zu erhöhen. Diesbezüglich darf die induzierte Resistenz nicht außer Acht gelassen werden, die nach einem Pathogenangriff teils die ganze Pflanze (*systemic acquired resistance*) vor weiteren Angriffen desselben Pathogenes schützt. Dieser Schutz kann bis zu sechs Wochen nach Erstinfektion andauern (PRELL 1996).

Eine Studie von MASCHEK & HALMSCHLAGER (2018) bezüglich der Anfälligkeit von (u. a.) *R. pseudoacacia* Sämlingen im Hinblick auf eine Inokulation mit *V. nonalfafae* kam zu dem Ergebnis, dass sich *R. pseudoacacia* als resistent gegenüber dem Welkeerreger erweist. Zwar konnten auch hier Holzverfärbungen beobachtet werden, jedoch war eine Reisolierung von *V. nonalfafae* nicht möglich.

4.3. Hyphenwachstum nach dem Absterben der Pflanze bzw. nach der Fällung

Sowohl im Holz der Robinien des Standortes Schotterteich als auch in jenen des Standorts Silberberg konnten Hyphen erkannt werden. Diese konnten hier hauptsächlich in den Holzstrahlen beobachtet werden. Es ist jedoch nicht klar, ob es sich hierbei wirklich um *V. nonalfafae* handelte.

Vaskuläre Parasiten sind im Allgemeinen eng mit den Gefäßen assoziiert und an die nährstoffarmen Bedingungen dieses Habitats angepasst (YADETA & THOMMA 2003). Sie verbleiben großteils in den Gefäßen und wenigen direkt angrenzenden Zellen, solange die Wirtspflanze noch am Leben ist. Erst nach Absterben dieser wird weiteres Gewebe besiedelt (AGRIOS 2005). So muss die Ausbreitung der Hyphen, falls es sich um *V. nonalfafae* handelte, nach der Fällung stattgefunden haben.

Allerdings konnten an den Holzproben von *A. altissima* keine Hyphen beobachtet werden, obwohl diese nachweislich durch die Inokulation mit *V. nonalfafae* zum Absterben gebracht wurden.

Es ist deshalb nicht auszuschließen, dass es sich um einen Sekundärbefall mit holzzerstörenden Pilzen handeln könnte und nicht um *V. nonalfafae*. So können beispielsweise die Hyphen von *Laetiporus sulphureus* BULL. in den Holzstrahlen von *R. pseudoacacia* beobachtet werden, wenn dieser Pilz das Holz der Robinie befällt (SCHWARZE et al. 2000).

KLETZMAYR (2016) berichtet von einem erneuten Anstieg der Symptomatik kurz vor Ende der Vegetationsperiode, im Anschluss an das erneute Austreiben von *R. pseudoacacia* nach dem erstmaligen Laubabwurf. Die anatomischen Schnitte zeigen ebenfalls symptomatische Gefäße im neugebildeten Porenkreis des Spätholzes. Dieser Umstand erklärt das erneute Aufkommen von Welkesymptomen und widerspricht zugleich der Annahme, dass der Pilz nicht in der Lage ist, sich in radialer Richtung auszubreiten (SINCLAIR 2005). Zumindest im Splintholzbereich dürfte dies innerhalb eines Jahrrings sehr wohl möglich sein.

5. Conclusio

Obwohl *R. pseudoacacia* nach Inokulation mit *V. nonalfafae* holzanatomische Krankheitssymptome aufwies, war der Baum in der Lage, die Infektion mit der Bildung von neuen Gefäßen im Spätholz in ungewöhnlich großer Anzahl und Größe zu überleben. Das starke Verthyllen befallener Gefäße sowie die Einlagerung von phenolischen Substanzen dürften es *V. nonalfafae* zusätzlich erschweren, *R. pseudoacacia* erfolgreich zu kolonisieren.

Langzeitstudien könnten klären, ob inokulierte Bäume langfristig unter Vitalitäts- und Zuwachseinbußen leiden, oder ob sich jene vollständig erholen.

Obwohl Oliver Maschek und Erhard Halmschlager nachweisen konnten, dass *V. nonalfafae* erfolgreich zur Bekämpfung von *A. altissima* eingesetzt werden kann, muss dies im Hinblick auf die Bekämpfung von *R. pseudoacacia* angezweifelt werden. Es kann jedoch nicht völlig ausgeschlossen werden, dass Stämme von *V. nonalfafae* existieren, die virulenter sind und *R. pseudoacacia* tatsächlich zum Absterben bringen könnten.

Quellenverzeichnis

- ADAMOPOULOS S., VOULGARIDIS E. (2002): Within-tree variation in growth rate and cell dimensions in the wood of black locust (*Robinia pseudoacacia*). The International Association of Wood Anatomist Journal, 23 (2): 191-199.
- AGRIOS, G. N. (2005): Vascular wilts caused by Ascomycetes and Deuteromycetes (mitosporic fungi). In Plant Pathology, 5th ed. Academic Press, Inc., San Diego, CA., 522-528.
- BARTELS, H. (1993): Gehölzkunde: Einführung in die Dendrologie. Stuttgart, Ulmer, 336.
- BASU S., RAMEGOWDA V., KUMAR A., PEREIRA A. (2016): Plant adaptation to drought stress. F1000 Research, 5: 1554.
- BFW (2018): Waldinventur 2007/09. Bundesforschungs- und Ausbildungszentrum für Wald, Naturgefahren und Landschaft [online]. Verfügbar in: <http://baw.ac.at/rz/wi.auswahl> [Onlineabfrage am 1.1. 2018]
- BLANCHETTE R. A., BIGGS A. R. (1992): Defense Mechanisms of Woody Plants Against Fungi. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, 458.
- BOINE B. (2005): Untersuchungen zur Unterdrückung von pflanzenassoziierten Bakterien bei der In-vitro-Vermehrung von Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.). Diplomarbeit. Institut für Forstgenetik und Forstpflanzenzüchtung der Bundesforschungsanstalt für Forst- und Holzwirtschaft. TU Berlin, 97.
- BONSEN K. J. M., KUČERA L. J (1990): Vessel occlusions in plants: morphological, functional, and evolutionary aspects. IAWA Bulletin n.s., Vol. 11 (4): 393-399.
- BOSSHARD H. H. (1982): Mikroskopie und Makroskopie des Holzes. 2. überarbeitete Auflage, Birkhäuserverlag, Basel, 224.

BUNDESMINISTERIUM FÜR NACHHALTIGKEIT UND TOURISMUS (2014): Biologische Vielfalt, Biodiversitätskonvention [online]. Verfügbar in:
https://www.bmnt.gv.at/umwelt/naturartenschutz/biologische_vielfalt/konvention_biodiv/konferenzcbdcp12.html [Onlineabfrage am 10.1. 2018]

BUNDESMINISTERIUM FÜR NACHHALTIGKEIT UND TOURISMUS (2018): Österreichische Strategie zur Umsetzung des Übereinkommens über die biologische Vielfalt [online]. Verfügbar in:
http://www.biologischevielfalt.at/ms/chm_biodiv_home/chm_biodiv_home/chm_nat_aktivitaeten/chm_oesterreichische_strategie/ [Onlineabfrage am 10.1. 2018]

BUZHDYGAN O. Y., RUDENKO S. S., KAZANCI C., PATTEN B. C. (2015): Effect of invasive black locust (*Robinia Pseudoacacia* L.) on nitrogen cycle in floodplain ecosystem. Ecological Modelling, 319: 170-177.

CARLQUIST S. (1985) Vasicentric Tracheids as a Drought Survival Mechanism in the Woody Flora of Southern California and Similar Regions; Review of Vasicentric Tracheids. Also: A Journal of Systematic and Evolutionary Botany: Vol. 11: Iss. 1, Article 5.

CARLQUIST S. (1988): Comparative Wood Anatomy, Systematic ecological and evolutionary Aspects of Dicotyledon Wood. Springer Series in Wood Science, Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, 448.

CHANG C. S., BONGARTEN B., HAMRICK J. (1998): Genetic structure of natural populations of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) at Coweeta, North Carolina. Journal of Plant Research, 111: 17–24.

CIERJACKS A., KOWARIK I., JOSHI J., HEMPEL S., RISTOW M., DER LIPPE M., WEBER E. (2013): Biological Flora of the British Isles: *Robinia pseudoacacia*. Journal of Ecology, 101: 1623–1640.

- CROSTI R., AGRILLO E., CICCARESE L., GUARINO R., PARIS P., TESTI A. (2016): Assessing escapes from short rotation plantations of the invasive tree species *Robinia pseudoacacia* L. in Mediterranean ecosystems: a study in central Italy. iForest-Biogeosciences and Forestry, 9 (5): 822-828.
- DE FILIPPIS L., MAGEL M. (2011): Identification of biochemical differences between the sapwood and transition zone in *Robinia pseudoacacia* L. by differential display of proteins. Holzforschung, 66 (4): 543–549.
- DE GOMEZ T., WAGNER M. R. (2001): Culture and Use of Black Locust. HortTechnology, 11: 279-288.
- DE WIT P. J. G. M. edited by PEGG G. F., AYRES P. G (1987): Specificity of active resistance mechanisms in plant-fungus interactions. In: Fungal Infection of Plants: Symposium of the British Mycological Society, 13, Cambridge University press, Cambridge, UK, 1-24.
- DRAKE J.A. in INDERJIT (2005): Invasive Plants: ecological and agricultural aspects. Birkhäuserverlag, Basel, 283.
- ENGEL J., KNOCHE D., LANGE C. (2014): Bewirtschaftung von Robinien-Beständen in Brandenburg- Ergebnisse aus dem FNR-Projekt FastWOOD. Landesbetrieb Forst Brandenburg, Informationen für Waldbesitzer, 1-2.
- ESSL F., HAUSER E. (2002): Untersuchung ausgewählter Neophyten im Nationalpark Thayatal: Verbreitung, Lebensräume, Monitoring- und Managementkonzept. Kurzfassung. Forschungsinstitut Natur- und Umweltschutz des Umweltdachverband, 66.
- ESSL F., RABITSCH W. (2002): Neobiota in Österreich. Wien. Umweltbundesamt, 432.

FISCHER M. A., OSWALD K., ADLER W. (2008): Exkursionsflora für Österreich, Liechtenstein und Südtirol. 2. Aufl. – Linz: Land Oberösterreich, Biologiezentrum der oberösterreichischen Landesmuseen, Land Oberösterreich, Linz, 1391.

FREEMAN B.C., BEATTIE G.A. (2008): An Overview of Plant Defenses against Pathogens and Herbivores, Plant Pathology and Mircobiology, 1-12.

GAMS H. edited by HEGI G. (1924): *Robinia*. In: Illustrierte Flora von Mitteleuropa. Band 4, Teil 3, München, 1390-1399.

GLASAU F. (1967): Sommergrüne Ziergehölze, Schöne Sträucher und Bäume für den Garten, Verlag Paul Parey, Hamburg, Berlin, 23, 54-55.

GLOBAL INVASIVE SPECIES DATABASE (2018): Species profile: *Ailanthus altissima* [online]. Verfügbar in: <http://www.iucngisd.org/gisd/speciesname/Ailanthus+altissima> [Onlineabfrage am 11.1. 2018]

GÓMEZ-APARICIO L., CANHAM C. D., (2008): Neighbourhood analyses of the allelopathic effects of the invasive tree *Ailanthus altissima* in temperate forests. Journal of Ecology, 96: 447-458.

GOODMAN R. N., KIRÁLY Z., WOOD K. R. (1986): The Biochemistry of Physiology of Plant Disease. University of Missouri Press, Columbia, United States of America, 433.

GROSSER D. (1977): Die Hölzer Mitteleuropas, Ein mikrophotographischer Atlas. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York, 217.

GRÜNEWALD H., BÖHM C., QUINKENSTEIN A., GRUNDMANN P., EBERTS J., WÜH- LISCH G. (2009): *Robinia pseudoacacia* L.: a lesser known tree species for biomass production. Bio Energy Research, 2: 123-133.

HANOVER J. W., MEBRATHU T., BLOESE P., (1991): Genetic Improvement of Black Locust: A Prime Agroforestry Species. *The Forestry Chronicle*, 67: 227-231.

HECKER U., (2001): Bäume und Sträucher. BLV Verlagsgesellschaft mbh, München, 478.

HEISEY R. M., (1997): Allelopathy and the Secret Life of *Ailanthus altissima*. *Arnoldia*, 57 (3): 28-36.

HEISEY R. M., HEISEY T. K. (2003): Herbicidal effects under field conditions of *Ailanthus altissima* bark extract, which contains ailanthone. *Plant and Soil*, 256: 85-99.

HIEMSTRA J.A. (2013): Spatial and temporal aspects of *Verticillium* distribution in tree hosts and resistance against this fungus. In: KOOPMANN B., VON TIEDEMANN A. (ed.): 11th International *Verticillium* Symposium. Georg-August-University. Göttingen: DPG-Verlag, 37.

HOSSEINIHASHEMI S. K., HOSSEIN ASHRAFI S. K., JALALI GOLDEH A., SALEM M.Z.M. (2016): Antifungal and antioxidant activities of heartwood, bark, and leaf extracts of *Robinia pseudoacacia*. *BioResources*, 11 (1): 1634-1646.

HU S. (1979): *Ailanthus*. *Arnoldia*, 39 (2): 29-50.

INDERBITZIN P., DAVIS R. M., BOSTOCK R. M., SUBBARAO K. V. (2013): Identification and Differentiation of *Verticillium* Species and *V. longisporum* Lineages by Simplex and Multiplex PCR Assays. *Public Library of Science ONE*, 8: 1-10.

INDERBITZIN Z., HAYES P., HEIMAN R. J., YOUNG D. I., ZENG S., ENGELS Q. D., GALAGAN R., CUOMO J., DOBINSON K. F., MA L. J. (2011): Comparative Genomics Yields Insights into Niche Adaptation of Plant Vascular Wilt Pathogens. *Public Library of Science Pathogens*, 7: 1-19.

INDERBITZIN P., BOSTOCK R. M., DAVIS R. M., TOSHIYUKI U., PLATT H. W., SUBBARAO K. V. (2011): Phylogenetics and Taxonomy of the Fungal Vascular Wilt Pathogen *Verticillium*, with the Descriptions of Five New Species. Public Library of Science ONE, 6: 1-13.

INSIDEWOOD (2004): SIMAROUBACEAE *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle [online]. Verfügbare in: <http://insidewood.lib.ncsu.edu/search> [Onlineabfrage am 20.3. 2018]

KASSON M. T., O'NEAL E. S., DAVIS D. D. (2015): Expanded Host Range Testing for *Verticillium nonalfalfa*: Potential Biocontrol Agent Against the Invasive *Ailanthus altissima*. Association for Physiological Sciences Journals, 99: 823-835.

KLEINBAUER I., DULLINGER S., PETERSEIL J., ESSL F. (2009): Climate change might drive the invasive tree *Robinia pseudoacacia* into nature reserves and endangered habitats. Biological Conservation, 143: 382–390.

KLETZMAYR K. (2016): Vorstudie zur biologischen Bekämpfung von *Robinia pseudoacacia* (Robinie). Universität für Bodenkultur Wien, 1-57.

KLOSTERMAN S. J., SUBBARAO K. V., KANG S., VERONESE P., GOLD S. E., THOMMA B. P. H. J., CHEN Z., HENRISSAT B., LEE J-H., PARK J., GARCIA-PEDRAJAS M. D., BARBARA D. J., ANCHIETA A., DE JONGE R., SANTHANAM P., MARUTHACHALAM K., ATALLAH Z., AMYOTTE S. G., PAZ Z., INDERBITZIN P., HAYES R. J., HEIMAN D. I., YOUNG S., ZENG Q., ENGELS R., GALAGAN J., CUOMO C. A, DOBINSON K. F., MA L-J. (2011): Comparative Genomics Yields Insights into Niche Adaptation of Plant Vascular Wilt Pathogens. Public Library of Science Pathogens, 7: 1-19.

KLOSTERMAN S. J., ATALLAH Z. K., VALLAD G. E., SUBBARAO K. V. (2009): Diversity, pathogenicity, and management of *Verticillium* species. Annual Review Phytopathology, 47: 39–62.

KOWARIK I. (1990): Zur Einführung und Ausbreitung der Robinie (*Robinia pseudoacacia* L.) in Brandenburg und zur Gehölzsukzession ruderaler Robinienbestände in Berlin. Botanischer Verein Berlin, 8, 33-67.

KOWARIK I., HEINK U., STARFINGER U. (2003): Bewertung gebietsfremder Pflanzenarten. Kernpunkte eines Verfahrens zur Risikobewertung bei sekundären Ausbringungen. Technische Universität Berlin, Institut für Ökologie, 131-143.

KÚDELA J., MAMOŇOVÁ M. (2006): Tree-of-heaven wood (*Ailanthus altissima*, Mill.) - structure and properties. Wood Structure and Properties '06, Arbora Publishers, Zvolen, Slovakia, 275–280.

KÜFFER C. (2014): Neobiota: ein wachsendes Problem? Zürcher Wald, 2, 11-15.

KUNDU P., LASKAR S. (2009): A brief resume on the genus *Ailanthus*: chemical and pharmacological aspects. Phytochemistry Review, 9: 379–412.

LACHENBRUCH B., MCCULLOH K. A. (2014): Traits, properties, and performance: how woody plants combine hydraulic and mechanical functions in a cell, tissue, or whole plant, New Phytologist, 1-18.

LIU J., YANG Z., DANG P., ZHU H., GAO Y., HA V. N., ZHAO Z. (2017): Response of soil microbial community dynamics to *Robinia pseudoacacia* L. afforestation in the loess plateau: a chronosequence approach. Plant and Soil, 423: 327-338.

MACE M. E. (1978): Contribution of tyloses and terpenoid aldehyde phytoalexins to *Verticillium* wilt resistance in cotton. Physiological Plant Pathology, 12: 1-11.

MARTÍNEZ M., VON POSER G., HENRIQUES A., GATTUSO M., ROSSINI C. (2013): *Simaroubaeae* and *Picramniaceae* as potential sources of botanical pesticides. Industrial Crops and Products, 44, 600–602.

MASCHEK O. (2011): Untersuchungen zur biologischen Bekämpfung von *Ailanthus altissima*. Masterarbeit. Institut für Forstentomologie, Forstpathologie und Forstschatz (IFFF). Universität für Bodenkultur Wien, 1-49.

MASCHEK O., HALMSCHLAGER E. (2016): First Report of *Verticillium* Wilt on *Ailanthus altissima* in Europe Caused by *Verticillium nonalfalfa*e, Plant Disease, 100: 529.

MASCHEK O., HALMSCHLAGER E. (2018): Effects of *Verticillium nonalfalfa*e on *Ailanthus altissima* and associated indigenous and invasive tree species in eastern Austria. European Journal of Forest Research, 1099: 12.

MEDINA-VILLAR S., RODRÍGUEZ-ECHEVERRÍA S., LORENZO P., ALONSO A., PÉREZ-CORONA E., CASTRO-DÍEZ P. (2016): Impacts of the alien trees *Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle and *Robinia pseudoacacia* L. on soil nutrients and microbial communities. Soil Biology and Biochemistry, 96: 65–73.

MOTTA R., NOLA P., BERRETTI R. (2009): The rise and fall of the black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) in the “Siro Negri” Forest Reserve (Lombardy, Italy): lessons learned and future uncertainties. Annals of Forest Science, 66: 410.

MÜHLETHALER U. (2010): Eine Baumart gibt zu diskutieren. Mit Robinie in die Zukunft – oder den Neophyten bekämpfen? Wald Holz, 6, 35-38.

NEUBAUER C., HEITMANN B. (2010): Quantitativer Nachweis von *Verticillium dahliae* im Boden als Grundlage der Flächenauswahl im Gartenbau. Journal für Kulturpflanzen, 63, 1-8.

NEUBAUER C., SCHACHT H., HEITMANN B. (2007): AGIP-Forschungsvorhaben. Untersuchungen zu Auftreten und Bekämpfung der *Verticillium*-Welke in Baumschulen. Abschlussbericht. Fachhochschule Osnabrück, 5-52.

PEGG G.F., BRADY B.L. (2002): *Verticillium* wilts. Wallingford, Oxon, UK: CABI Publishing, 552.

POUZOULET J., PIVOVAROFF A., SANTIAGO L., ROLSHAUSEN P.E. (2014): Can vessel dimension explain tolerance toward fungal vascular wilt diseases in woody plants? Lessons from Dutch elm disease and Esca disease in grapevine. *Frontiers in Plant Science*, 5: 253.

PRACIAK A., PASIECZNIK N., SHEIL D., VAN HEIST M., SASSEN M., CORREIA C. S., DIXON C., FYSON G., RUSHFORD K., TEELING. C (eds) (2013): The CABI encyclopedia of forest trees. CABI, Oxfordshire, UK, 429.

PRELL H. H. (1996): Interaktionen von Pflanzen und phytopathogenen Pilzen. Gustav Fischer Verlag Jena, Stuttgart, 208.

RÉDEI K., OSVÁTH-BUJTÁS Z., VEPERDI I. (2008): Black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) improvement in Hungary: a review. *Acta Silvatica et Lignaria Hungarica*, 4, 127–132.

REUSCHE M. (2011): Analyse der *Verticillium longisporum* induzierten Seneszenz und Transdifferenzierung in *Arabidopsis thaliana*. Dissertation, Universität Göttingen, 1-6.

ROBB J. (2007): *Verticillium* tolerance: Resistance, susceptibility, or mutualism? *Canadian Journal of Botany*, 85.

SCHAFHUBER N. (1994): Das Holz der Robinie mit besonderer Berücksichtigung der Trocknungs- und Dämpfungseigenschaften“, Diplomarbeit, Universität für Bodenkultur Wien, 53.

SCHMIDT E. (1941): Mikrophotographischer Atlas der mitteleuropäischen Hölzer mit englischer Übersetzung. Schriftenreihe des Reichsinstituts für ausländische und koloniale Forstwirtschaft, Neudamm, 112.

SCHMIDT W. (1999): Gehölze für mediterrane Gärten. Hortus Mediterraneus Band II, Ulmer, Stuttgart (Hohenheim), 672.

SCHUSTER K. (2014): Die Robinie in Niederösterreich. Präsentation in St. Pölten im November 2014. Landwirtschaftskammer Niederösterreich. Forstabteilung.

SCHÜTT, P. (2014): *Robinia pseudoacacia*. In: Enzyklopädie der Holzgewächse: Handbuch und Atlas der Dendrologie, 1–16.

SCHÜTT P., SCHUCK H.J., STIMM B. (1992): Lexikon der Baum- und Straucharten. Das Standardwerk der Forstbotanik. Ecomed Verlangsgesellschaft mbH, Landsberg/Lech, 270.

SCHWARZE F. W. M. R., ENGELS J., MATTHECK C. (2000): Fungal Strategies of Wood Decay in Trees. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, 182.

SCHWEINGRUBER F. H (2007): Wood Structure and Environment. Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, 279.

SCHWEINGRUBER F. H. (1978): Mikroskopische Holzanatomie, Formenspektren mitteleuropäischer Stamm- und Zweighölzer zur Bestimmung von rezentem und subfossilem Material. Eidgenössische Anstalt für Forstliche Versuchswesen, Zürcher AG, Zug, 226.

SERGENT T., KOHNEN S., JOUREZ B., BEAUVÉ C., SCHNEIDER Y-J., VINCKE C. (2014): Characterization of black locust (*Robinia pseudoacacia* L.) heartwood extractives: identification of resveratrol and piceatannol. Wood Science and Technology, 48 (5): 1005-1017.

SINCLAIR W. A., LYON H. H. (2005): *Verticillium* Wilt. In: Diseases of Trees and Shrubs, Cornell University Press, Ithaca, NY, Cornell University, 242-245.

SITZIA T., CIERJACKS A., DE RIGO D., CAUDULLO G. (2016): *Robinia pseudoacacia* in Europe: distribution, habitat, usage and threats. European Atlas of Forest Tree Species. The Publications Office of the European Union, Luxembourg, 166-167.

SLADONJA B., SUŠEK M., GUILLERMIC J. (2015): Review on invasive tree of Heaven (*Ailanthus altissima* (Mill.) Swingle) conflicting values: assessment of its ecosystem services and potential biological threat. Environmental Management, 56: 1009–1034.

SNYDER A. L., SALOM S. M., KOK L. T. (2014): Survey of *Verticillium nonalfalfa* (Phyllochorales) on tree-of-heaven in the southeastern USA. Biocontrol Science and Technolgy, 24: 303-314.

SOLLA A., GIL L. (2002): Xylem vessel diameter as a factor in resistance of *Ulmus minor* to *Ophiostoma novo-ulmi*. Forest Pathology, 32: 123-134.

STRAIGYTÉ L., ČEKSTERE G., LAIVINŠ M., MAROZAS V. (2015): Pest Plant Score of Alien *Robinia Pseudoacacia* in Rīga (Latvia) and Kaunas (Lithuania) / Svešzemju Sugas *Robinia Pseudoacacia* Invazitātes Novērtējums Rīgā (Latvija) Un Kauņā (Lietuva). Proceedings of the Latvian Academy of Sciences, Section B. Natural, Exact, and Applied Sciences., 69 (3): 112-119.

THOMAS P. (2000): Trees: Their Natural History. Cambridge University Press, Cambrige, UK, 296.

UMWELTBUNDESAMT (2018): Biodiversitätskonvention [online]. Verfügbar in: http://www.umweltbundesamt.at/umweltschutz/naturschutz/naturrecht/int_konventionen/biodiv_konvention/ [Onlineabfrage am 11.01.18]

VESTE M., BÖHM C., QUINKENSTEIN A., FREESE D. (2013): Biologische Stickstoff-Fixierung der Robinie. Ein wichtiger N-Eintragsweg in Kurzumtriebsplantagen? AFZ-Der Wald, 68 (2): 40-42.

VÍTKOVÁ M., TONIKA J., MÜLLEROVÁ J. (2015): Black locust – Successful invader of a wide range of soil conditions. Science of the total Environment, 505: 315–328.

WANG R., ZHANG L., ZHANG S., CAI J., TYREE M. T. (2014): Water relations of *Robinia pseudoacacia* L.: do vessels cavitate and refill diurnally or are R-shaped curves invalid in *Robinia*? Plant, Cell & Environment, 37: 2667-2678.

WEBSTER J., WEBER R. (2007): Introduction. In: Introduction to fungi. Cambridge, UK, Cambridge University Press, 1-39.

WILHELM E. G., SCHMIEDEL D., SCHMIDT P. A., SCHEIBNER C., ROTH M. (2012): Neobiota und deren Invasionspotenzial im Zusammenhang mit dem Klimawandel sowie wirtschaftlichen Prozessen – Grundlagen für Handlungskonzepte. Schriftenreihe des Landesamts für Umwelt, Landwirtschaft und Geologie – Freistaat Sachsen, 37, 1-41.

WITTING R., NIEKISCH M. (2014): Veränderung der Biodiversität durch den Menschen. In: Biodiversität: Grundlagen, Gefährdung, Schutz. Springer Spektrum, Berlin, Heidelberg, 885.

WUNDER J., NOBIS M., CONEDERA M., (2014): Der Götterbaum - eine Gefahr für den Schweizer Wald? Wald Holz, 6, 40-43.

YADETA K. A., THOMMA B. P. H. J., (2013): The Xylem as battleground for plant hosts and vacular wilt pathogens. Frontiers in Plant Science, 4, 97: 12.

Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1 Blätter, Blüten und Früchte der Robinie, Quelle: Zelimir Borzan, University of Zagreb, Bugwood.org (2001)	4
Abbildung 2 Natürliches Verbreitungsgebiet von <i>R. pseudoacacia</i> in Nordamerika, Quelle: Digital maps of the ranges of tree species in North America compiled by Elbert Little and others U.S. Department of the Interior U.S. Geological Survey	7
Abbildung 3 Schwerpunkt der Verbreitung der Robinie in Österreich, Quelle: BFW – ÖWI (1992/96).....	8
Abbildung 4 a: Gänzliches Welken von <i>R. pseudoacacia</i> vier Wochen nach Inokulation mit <i>V. nonalfalfa</i> , Quelle: MASCHEK (2015); b: Verfärbungen des Leitgewebes an <i>R. pseudoacacia</i> nach Infektion mit <i>V. nonalfalfa</i>	18
Abbildung 5 Verthyllte und nekrotische Gefäße von <i>R. pseudoacacia</i> nach der Infektion mit <i>V. nonalfalfa</i> , Maßbalken = 50 µm	19
Abbildung 6 Schematische Darstellung des Lebenszyklus der Verticillium- Welke, Quelle: Hiemstra & Harris (1998).....	21
Abbildung 7 Morphologische Merkmale von <i>V. nonalfalfa</i> . 10a: Ansicht der Kultur von oben nach 14 Tagen. 10b: Ansicht der Kultur von unten nach 14 Tagen. 10c/10d: verzweigte Konidiospore nach 13 Tagen. 10e: verzweigte Phialide nach 13 Tagen. 10f: abgeschnürte Konidien nach dem 31. Tag. 10g: Dauerhyphen nach 18 Tagen. 10h: Dauerhyphen im Lumen einer Zelle. 10i: angeschwollene, separierte Dauerhyphen nach 18 Tagen, Quelle: INDERBITZIN et al. (2011).....	22
Abbildung 8 Standort Silberberg.....	24
Abbildung 9 Standorte der Versuchsflächen Schotterteich und Silberberg in der Nähe von Leibnitz, Quelle: GIS Steiermark (2017)	24
Abbildung 10 Bloche vom Standort "Schotterteich" die anfänglich zur Untersuchung herangezogen wurden	25
Abbildung 11 a: Der Zuwachsbohrer im Einsatz; b: Der Bohrkern wird aus dem Zuwachsbohrer gezogen.....	28
Abbildung 12 a: Das Schleifen mit einer Handschleifmaschine; b: Das Schleifen mit einer stationären Schleifmaschine	29
Abbildung 13 Gescannte geschliffene Holzscheibe von <i>R. pseudoacacia</i> mit beigelegtem Maßstab.....	30
Abbildung 14 Probenvorbereitung: Eine ca. 1,5 cm dicke Holzscheibe sowie Hammer und Stemmeisen zur Gewinnung der benötigten Holzkeile. Zusätzlich ist ein Plastikbehälter abgebildet, der bereits eine in Wasser eingelegte Holzprobe enthält	31
Abbildung 15 Das Rotationsmikrotom	32
Abbildung 16 Ungefärbte Schnitte von <i>R. pseudoacacia</i> Holz auf Objekträgern.....	32
Abbildung 17 Zeigt die benötigten Utensilien die zum Färben der Schnitte notwendig waren. Ethanol, Astrablau, Safranin und destilliertes Wasser waren die wesentlichen Komponenten.....	33
Abbildung 18 a: Schnitt der mit einer Pipette mit Safranin beträufelt wird; b: Schnitte mit Safranin beträufelt	34

Abbildung 19 a: Mit Klemmen versehene Präparate; b: Mit Magneten beschwerte Präparate	34
Abbildung 20 a: Reinigung der Präparate mit Mikrotomklinge, Ethanol und Wattestäbchen b: Digitalisierung der Schnitte.....	35
Abbildung 21 Grafiktablett zur manuellen Einzeichnung der Gefäßflächen.....	36
Abbildung 22 Manuelle Einzeichnung der Gefäße mit Hilfe von Photoshop. Unterschiedliche Farben kennzeichnen unterschiedliche Holzonen, hier Frühholz (grün) und Übergangszone (rot)	36
Abbildung 23 Die Gefäße der drei Holzkompartimente wurden mit unterschiedlichen Farben manuell in separaten Layern eingezeichnet	37
Abbildung 24 Mit dem Binokular Axio Zoom. V16 wurden die Schnittflächen der Jahrringproben fotografiert	38
Abbildung 25 Aufnahme der Schnittfläche eines Bohrkernes von <i>R. pseudoacacia</i> , Maßbalken= 1 mm	38
Abbildung 26 Typische makroskopische Symptome der <i>Verticillium</i> - Infektion an <i>R. pseudoacacia</i> in Form von punktförmigen schwarzen Verfärbungen des Splintholzes in ringförmiger Anordnung über den Querschnitt verteilt, Maßbalken= 1 cm.....	40
Abbildung 27 Ausschnitt eines typischen inokulierten Jahrringes mit verfärbten Gefäßen im Frühholz (1), einem falschen Jahrring im Spätholz (2), sowie einem noch nicht vollständig ausgebildeten Jahrring, der fast zur Gänze aus Frühholz besteht, im Folgejahr der Inokulation (3). Dieser Jahrring wird nach außen hin durch den Bast (4) und schließlich dem Periderm (5) begrenzt, Probenpräparation: Peter Hietz, Foto: Erhard Halschläger/ Oliver Maschek.....	41
Abbildung 28 Eine geschliffene Stammscheibe des Standortes Schotterteich (links), sowie eine geschliffene Stammscheibe des Standortes Silberberg (rechts). Man erkennt sehr deutlich, dass die für eine <i>Verticillium</i> - Infektion typische Verfärbung nur am Standort Silberberg vorhanden ist, Maßbalken= 1 cm.....	42
Abbildung 29 Enge Jahrringe bzw. möglicherweise auch falsche Jahrringe am Standort Schotterteich, Maßbalken= 5 mm.....	43
Abbildung 30 Die typische Ausprägung des inokulierten Jahrringes (1) sowie des Jahrringes des Folgejahres von mit <i>V. nonalfalfa</i> inokulierten Robinien am Standort Silberberg. Neben den typischen Verfärbungen der Frühholzgefäß im Jahr der Inokulation, ist auch ein falscher Jahrring im Spätholz erkennbar, sowie der Frühholzbereich des Folgejahrs der durch Bast (2) sowie Periderm (3) nach außen hin begrenzt wird, Maßbalken= 5 mm.....	43
Abbildung 31 Dermakationslinien des Splintholzbereiches der Proben des Standortes Schotterteich, Maßbalken= 5 mm.....	44
Abbildung 32 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 8 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Statt der für eine <i>Verticillium</i> - Infektion bei <i>R. pseudoacacia</i> typischen punktförmigen Verfärbungen einzelner Gefäße in kreisförmiger Anordnung (siehe Abb. 26), sind nur leichte Holzverfärbungen im Splintholzbereich zu sehen (bspw. 8- 2 m).....	45
Abbildung 33 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 15 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome ähnlich Abb. 32. Zusätzlich sind Demarkationslinien zu sehen (bspw. 15- 2 m)	46

Abbildung 34 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 16 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m und 6 m. Symptome ähnlich Abb. 33.....	47
Abbildung 35 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 17 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome ähnlich Abb. 32.....	48
Abbildung 36 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 21 des Standortes Schotterteich auf Höhe der Inokulationsstelle (IST) sowie der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m und 6 m. Symptome ähnlich Abb. 32.....	49
Abbildung 37 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 10 des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m und 6 m. Die Stammscheiben zeigen die typischen Symptome einer <i>Verticillium</i> - Infektion bei <i>R. pseudoacacia</i> , die sich in punktförmigen Verfärbungen einzelner Gefäße in kreisförmiger Anordnung äußern (siehe Abb. 26).....	50
Abbildung 38 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 13 des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m sowie 6 m. Symptome wie in Abb. 37.....	51
Abbildung 39 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 14 des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome wie in Abb. 37.....	52
Abbildung 40 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 17, des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m, 6 m und 8 m. Symptome wie in Abb. 37.....	53
Abbildung 41 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 18, des Standortes Silberberg der Stammhöhen 2 m, 4 m und 6 m. Symptome wie in Abb. 37.....	54
Abbildung 42 Geschliffene Holzscheiben des inokulierten Baumes mit der Nummerierung 26, des Standortes Silberberg der Stammhöhen 1 m, 2 m, 4 m und 6 m. Symptome wie in Abb. 37, jedoch schwächer ausgeprägt	55
Abbildung 43 Geschliffene <i>A. altissima</i> Stammscheiben von den Bäumen mit der Nummerierung A1 bzw. A2. In 4 cm unterhalb (-4), 1 cm unterhalb (-1) und 14 cm oberhalb der Inokulationsstelle. Zu sehen sind gelbliche Verfärbungen des Splintholzbereiches.....	56
Abbildung 44 Geschliffene <i>A. altissima</i> Stammscheiben von den Bäumen mit der Nummerierung A3 bzw. A4. In 4 cm unterhalb (-4), 1 cm unterhalb (-1) und 14 cm oberhalb der Inokulationsstelle. Symptome wie in Abb. 43 beschrieben.....	57
Abbildung 45 Geschliffene <i>A. altissima</i> Stammscheiben von den Bäumen mit der Nummerierung A5 in 4 cm unterhalb (-4), 1 cm unterhalb (-1) und 14 cm oberhalb der Inokulationsstelle. Symptome wie in Abb. 43 beschrieben.	58
Abbildung 46 Binokularaufnahme einer Kontrollprobe von <i>R. pseudoacaca</i> , Man erkennt deutlich die unverholzten Gefäße des letzten Jahrringes, den amorphen bis schwach faserigen Bast, sowie das dunkelbraun gefärbte Periderm, Maßbalken= 1 mm.....	59
Abbildung 47 Rostrote Verfärbungen der Gefäße des letzten Jahrringes, Maßbalken= 1 mm.....	59
Abbildung 48 anatomischer Schnitt einer gesunden Kontrollprobe von <i>R. pseudoacacia</i> , Maßbalken= 500 µm	60

Abbildung 49 Anatomischer Schnitt einer inokulierten Silberbergprobe, Maßbalken= 500 µm	61
Abbildung 50 a: Anatomsicher Schnitt einer Kontrollprobe des Standorts Schotterteich mit krankhaftem letzten Jahrring; b: Anatomischer Schnitt des Standorts Schotterteich mit auffällig engen Jahrringen, Maßbalken= 500 µm.....	62
Abbildung 51 Anatomischer Schnitt einer Götterbaumprobe, Maßbalken= 500 µm	63
Abbildung 52 Detailaufnahme von Pilzhyphen (Pfeil) in den Holzstrahlen von <i>R. pseudoacacia</i> , Maßbalken= 50 µm	64
Abbildung 53 Gegenüberstellung der Holzkompartimente Frühholz, Übergangszone und Spätholz des Jahrringes 2014 von inokulierten und nicht inokulierten Bäumen auf Probenhöhe 1 m (nicht inokuliert) bzw. 2 m (inokuliert)	65
Abbildung 54 Box-Whisker-Plots der Holzkompartimente aus 2 bzw. 4 m Höhe des Jahres 2013.....	68
Abbildung 55 Box-Whisker-Plots der Holzkompartimente aus 2 bzw. 4 m Höhe des Jahres 2014.....	69
Abbildung 56 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2012 und 2014 auf Probenhöhe 4 m	70
Abbildung 57 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2012 und 2013 auf Probenhöhe 4 m	71
Abbildung 58 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2013 und 2014 auf Probenhöhe 4 m	72
Abbildung 59 Box-Whisker-Plots der relativen Gefäßflächen der Holzkompartimente der Jahre 2013 und 2014 auf Probenhöhe 2 m	73
Abbildung 60 Veränderung der mittleren Zellwanddicke über die Jahre 2013 bis 2014. F, Ü und S stehen jeweils als Kürzel für die Kompartimente Frühholz, Übergangszone und Spätholz, 13 sowie 14 symbolisieren die Jahreszahlen 2013 und 2014.....	75
Abbildung 61 a: Reduziertes Wachstum von <i>Populus trichocarpa</i> HOOK. aufgrund eines plötzlichen Anstiegs des Grundwasserspiegels nach einem Erdbeben an der pazifischen Küste in Alaska, USA; b: Abrubte Wachstumsreduktion aufgrund von extremer Dürre bei <i>Fraxinus excelsior</i> L. an einem Fluss im Tessin, Schweiz; c: Abgestorbener <i>Populus alba</i> L. Sämling nach Überschattung, Piedmont, Italien; d: Wachstumsreduktion und falsche Jahrringe an <i>Ulmus glabra</i> Huds., Quelle: SCHWEINGRUBER 2007	77
Abbildung 62 frühholzähnliche Gefäße im Spätholz von <i>Fraxinus excelsior</i> nach dem Zurückstutzen der Krone, Quelle: SCHWEINGRUBER 2007	83