



**Hochschule Osnabrück**  
University of Applied Sciences

Fakultät Agrarwissenschaften und Landschaftsarchitektur

Studienprogramm: Produktionsgartenbau

Bachelorarbeit im Fachgebiet Phytomedizin

**Molekulargenetische Identifizierung von Rostpilzen  
der Gattung *Phragmidium*  
auf heimischen Wild- und Kulturrosen**

vorgelegt am 28.09.2012 von:

Annika Haas

An der Hesselbecke 14 | 45527 Hattingen

Matrikelnummer 423230

Erstprüfer: Prof. Dr. Christian Neubauer

Zweitprüfer: Prof. Dr. Dominik Begerow (Ruhr-Universität Bochum)

---

## Inhaltsverzeichnis

1 Einleitung.....	4
2 Stand des Wissens.....	5
2.1 Rostpilze.....	5
2.2 Rosenroste.....	5
2.3 Gartenbauliche Bedeutung von Rosenrosten .....	10
2.4 Differenzierung zwischen <i>P. mucronatum</i> und <i>P. tuberculatum</i> .....	13
2.5 Zielsetzung.....	16
3 Material und Methoden.....	17
3.1 Probennahme.....	17
3.2 Probenaufbereitung.....	18
3.3 PCR-Analysen.....	19
3.4 Optimierung des Schnelltests.....	21
4 Ergebnisse.....	23
4.1 Optimierung der Reaktionsbedingungen der PCR-Analyse.....	23
4.2 Optimierung der DNS-Isolation.....	23
4.3 Identifizierung der Rosenrostarten.....	25
5 Diskussion.....	28
5.1 Praxistauglichkeit des Schnelltests.....	28
5.2 Ergebnisse des Schnelltests zur Identifizierung der Rosenrostarten.....	31
6 Zusammenfassung.....	35
7 Abstract.....	36
8 Literaturverzeichnis.....	37
Anhang.....	44

## Abbildungsverzeichnis

Abbildung 1: Unterschiedliche Symptome einer Rostinfektion und Sporenlager an Rosen.....	7
Abbildung 2: Für <i>P. mucronatum</i> charakteristische Aecidien und Symptome.....	8
Abbildung 3: Beispiel für die Auswertung des PCR-Schnelltests mittels Gelbild.....	24
Abbildung 4: Mischinfektion aus <i>P. tuberculatum</i> und <i>P. rosae pimpinellifoliae</i> .....	25
Abbildung 5: Regionale Verteilung der beiden bestimmten Rostarten in Deutschland.....	26
Abbildung 6: Anteile der beiden Rostarten an allen bestimmten Proben und ihre Verteilung auf die verschiedenen Typen von Wirtspflanzen.....	27
Abbildung 7: Uredolager .....	44
Abbildung 8: Teleutolager und Teleutosporen von <i>P. tuberculatum</i> .....	44
Abbildung 9: Teleutolager und Teleutosporen von <i>P. mucronatum</i> .....	44

## Tabellenverzeichnis

Tabelle 1: Entwicklungsstadien der Rostpilze nach HALLMANN et al. (2007).....	5
Tabelle 2: Mögliche Einteilung des Rosensortimentes nach gärtnerischen Gesichtspunkten ..	9
Tabelle 3: Morphologische Eigenschaften der Teleutosporen von <i>P. tuberculatum</i> und <i>P. mucronatum</i> nach GÄUMANN (1959) beziehungsweise MÜLLER (1886).....	14
Tabelle 4: Verwendete Primer .....	20
Tabelle 5: Versuchsansatz zur Bestimmung der Mindestanzahl an Uredolagern für die DNS-Isolation.....	22
Tabelle 6: Erfolgreiche Modifikationen des Schnelltests und gemeinsames PCR-Programm .....	23
Tabelle 7: Herbarbelege.....	45
Tabelle 8: Ursprüngliche PCR-Protokolle.....	52
Tabelle 9: Geographische Bezugspunkte der Tortendiagramme in Abbildung 5.....	53
Tabelle 10: Geographische Verteilung der beiden <i>Phragmidium</i> -Arten (Datengrundlage Abbildung 5).....	53
Tabelle 11: Verteilung der beiden <i>Phragmidium</i> -Arten nach Wirtspflanzentyp (Datengrundlage Abbildung 6).....	53
Tabelle 12: Herbarbelege, bei denen vermutlich eine systemische Infektion vorliegt.....	54

## 1 Einleitung

Rosen faszinieren die Menschen bereits seit der Antike. Die lange Tradition der Rosenzüchtung und -kultur manifestiert sich in ihrer bis heute andauernden, großen Beliebtheit (KRÜSSMANN 1986). Von besonderer Bedeutung ist die Rose als weltweit wichtigste Schnittblume (BETTIN 2010), aber auch in Privatgärten und den verschiedensten Bereichen des öffentlichen Grüns werden Wild- und Kulturrosen zu Zierzwecken häufig angepflanzt (STROBEL und MARKLEY 2001).

Verschiedene Krankheiten – insbesondere pilzliche Blatterkrankungen – können die Pflanzengesundheit nachhaltig schädigen. Die in der gärtnerischen Produktion angestrebte Verkaufsqualität und der Ertrag werden dadurch erheblich gemindert und der Zierwert herabgesetzt. Nach Einschätzung von DE VRIES und DUBOIS (2001) sind die wichtigsten Erreger an Rosen in diesem Zusammenhang der Sternrußtau (*Diplocarpon rosae*), der Echte Mehltau (*Sphaerotheca pannosa* var. *rosae*) und der Rosenrost (*Phragmidium mucronatum*). Verschiedene Autoren, zum Beispiel SCHULTHEIS (1996), WOESSNER (2000) oder STROBEL (2006), beurteilen Sternrußtau übereinstimmend als die häufigste und gravierendste Rosenkrankheit. Die Bedeutung von Rosenrost hingegen wird differenzierter bewertet. Zwar können die Auswirkungen eines Rostbefalls auf anfällige Genotypen erheblich sein (BEALES 1985; WOESSNER 2000), ein Auftreten wird jedoch als selten beschrieben (AUSTIN 1990, KORDES 1977). Veränderungen bezüglich der Häufigkeit von Rostinfektionen, die innerhalb der letzten Jahre beobachtet wurden (KRAUTHAUSEN 2011, SCHWER 2006), deuten jedoch auf eine Verschärfung der Rost-Problematik hin. Hiervon scheinen besonders Rosenzüchter und Produzenten von Freiland-Schnittrosen betroffen zu sein (PROLL 2012, E-Mail, RAAB 2012, persönliche Kommunikation).

Im Folgenden soll daher zunächst die gartenbauliche Bedeutung von Rosenrost unter Berücksichtigung aktueller Beobachtungen dargestellt werden. Das Hauptziel dieser Arbeit ist eine molekulargenetische Identifizierung von Rosenrosten mit Hilfe eines von RÖHL (2011) entwickelten PCR-Schnelltests. Die daraus resultierenden Ergebnisse sollen dazu beitragen, das Auftreten der beiden Arten *Phragmidium mucronatum* (PERS.) SCHLECHT. und *P. tuberculatum* MUELL. in Deutschland näher zu beschreiben und mögliche Veränderungen aufzuzeigen.

## 2 Stand des Wissens

### 2.1 Rostpilze

Bei den Rostpilzen, zu denen die Rosenroste gehören, handelt es sich um obligat biotrophe Endoparasiten, die Wirtspflanzen aller Ordnungen befallen (HALLMANN et al. 2007). Weltweit weisen sie ein erhebliches Schadpotential auf, wie beispielsweise Vertreter der Gattung *Puccinia* im Getreideanbau (HALLMANN et al. 2007) oder der in Australien als Quarantäne-Schaderreger an Myrtaceae eingestufte Guavenrost *Puccinia psidii* (LANGRELL et al. 2008). Hinsichtlich ihrer Biologie zeichnen sich Rostpilze nach CUMMINS und HIRATSUKA (2003) durch drei apomorphe Merkmale aus, die sie von anderen Pilzgruppen unterscheiden: (1) Während eines Lebenszyklus werden bis zu fünf morphologisch und funktionell verschiedene Sporenstadien ausgebildet, die in Tabelle 1 dargestellt sind. (2) Je nach der Notwendigkeit eines Wirtswechsels zur Vollendung ihrer Entwicklung wird zwischen heterözischen, also wirtswechselnden, und autözischen Arten, die nur eine Wirtspflanzenart befallen, unterschieden. HALLMANN et al. (2007) verweisen darauf, dass der charakteristische Kernphasenwechsel (siehe Tabelle 1) bei heterözischen Arten an den Wirtswechsel gekoppelt ist. (3) Schließlich weisen die meisten Rostpilze eine stark ausgeprägte Wirtsspezifität auf.

**Tabelle 1: Entwicklungsstadien der Rostpilze nach HALLMANN et al. (2007)**

Stadium	Sorus	Sporenstadium	Kernphase
0	Spermogonium	Spermatium	n
I	Aecidium/Aecidiolager	Aecidiospore	n + n
II	Uredium/Uredolager	Uredospore	n + n
III	Telium/Teleutolager	Teleutospore	n + n ( $\rightarrow$ 2n)
IV	Basidie (Promyzel)	Basidiospore	(2n $\rightarrow$ ) n

### 2.2 Rosenroste

Die Rosenroste aus der Familie der Phragmidiaceae (CUMMINS und HIRATSUKA 2003) gehören der Ordnung der Pucciniales an, die zur Klasse der Pucciniomycetes innerhalb der Unterabteilung der Pucciniomycotina im Stamm der Basidiomycota gehört (AIME et al. 2006, HIBBETT et al. 2007).

Die Arten der Gattung *Phragmidium*, zu denen die Rosenroste gehören, sind autözische Rostpilze, die ausschließlich Wirtspflanzen aus der Familie der Rosaceae parasitieren (CUMMINS und HIRATSUKA 2003). In Europa kommen nach GÄUMANN (1959) vier Rostarten vor, die auf Wirtspflanzen der Gattung *Rosa* spezialisiert sind. Diese Arten – *Phragmidium rosae pimpinellifoliae* (RABH.) DIET., *P. tuberculatum* MUELL., *P. mucronatum* (PERS.) SCHLECHT. (synonym *P. subcorticum* (SCHRANK) WINTER) und *P. fusiforme* SCHROET. – werden von GÄUMANN (1959) im Formenkreis *Phragmidium mucronatum* zusammengefasst. Als die beiden häufigsten Arten in Deutschland und Westeuropa werden *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* beschrieben (HOWDEN und JACOBS 1969, RITZ et al. 2005, LEEN und VAN HUYLENBROECK 2007)

### Biologie und Schadsymptome

Alle fünf in Tabelle 1 genannten Sporenstadien werden ausgebildet, die Lebensweise der Rosenroste ist demnach makrozyklisch (MAIER et al. 2003). Der Lebenszyklus wird von SHATTOCK (2003) am Beispiel von *P. tuberculatum* verdeutlicht:

Aus den keimenden Teleutosporen gehen die **Basidiosporen** hervor, die im Frühjahr durch Penetration der intakten Epidermis die Primärinfektion an jungen Blättern verursachen. In den daraus auf der Blattoberseite (MÜLLER 1886) entstehenden Spermogonien – erkennbar als 0,4 bis 0,6 mm große, gelbe Flecken, die nach HORST und CLOYD (2007) häufig unbemerkt bleiben – werden die **Spermatien** gebildet. Diese gelangen über Regen- oder Insektenverbreitung auf andere Spermogonien. Ab Mai kommt es auf der Blattunterseite zur Ausbildung von gelben Aecidien (MÜLLER 1886), in denen **Aecidiosporen** gebildet werden. Die folgende Infektion weiterer Blätter führt – ebenfalls blattunterseits – zur Entstehung orangefarbener, pustelförmiger Uredolager. In diesen Lagern werden über den gesamten Sommer hinweg die der Massenvermehrung und weiteren Verbreitung dienenden **Uredosporen** gebildet. Diese werden – ebenso wie die Aecidiosporen – durch Wind und Regen verbreitet. Zur Infektion dringt der Keimschlauch über die Stomata in das Wirtsgewebe ein. Blattoberseits sind verstreute, rote oder gelb-braune Flecken zu erkennen.

Später im Jahr werden die schwarz-braunen **Teleutosporen** gemeinsam mit den Uredolagern auf der Blattunterseite sichtbar. Diese wird zum Teil großflächig und pulverartig von den Sporen bedeckt (GÄUMANN 1959).

Unterschiedlich ausgeprägte, makroskopisch erkennbare Symptome einer Rostinfektion an verschiedenen Rosen sind in Abbildung 1 dargestellt. Detailaufnahmen der Uredo- und Teleutolager sowie mikroskopische Aufnahmen der Teleutosporen sind in Anhang A zu finden.



**Abbildung 1: Unterschiedliche Symptome einer Rostinfektion und Sporenlager an Rosen**  
**links: rötliche Flecken auf der Blattoberseite, Mitte: Blattoberseite mit gelben, teils zusammenfließenden Flecken, Blattunterseite großflächig von Teleutosporen bedeckt,**  
**rechts: Uredo- und Teleutolager auf der Blattunterseite**

Die mehrzelligen und dickwandigen Teleutosporen besitzen einen hygroskopischen Stiel, der bei Kontakt mit Wasser klebrig wird. Sie werden daher nicht über weite Distanzen verbreitet, sondern verbleiben in der Regel sehr nah am Ort ihrer Entstehung. Zum Teil bleiben sie am Stamm ihrer Wirtspflanzen, an Falllaub oder anderen Oberflächen, wie beispielsweise Gartenzäunen, kleben und überdauern auf diese Weise den Winter (SHATTOCK 2003).

*P. mucronatum* unterscheidet sich hinsichtlich der Aecidiophase – ebenso wie *P. rosae pimpinellifoliae* – wesentlich von *P. tuberculatum*. Nach GÄUMANN (1959) wiederholt sich die Bildung der Aecidien vier bis sechs Mal pro Vegetationsperiode, weshalb diese Lager bis November kontinuierlich zu finden sind (MÜLLER 1886). Ihre Entstehung ist dabei nicht wie bei *P. tuberculatum* auf die Blattfläche beschränkt (MÜLLER 1886), sondern kann zum Beispiel auch an Triebteilen (GÄUMANN 1959), Blattadern oder Blütenständen (SHATTOCK 2003) erfolgen. Diese Form der Symptomausprägung geht häufig mit einer systemischen Infektion der Wirtspflanze einher (SHATTOCK 2003), bei der sich das Myzel interzellulär insbesondere zwischen den Parenchymzellen der Wirtspflanze ausbreitet und Deformationen der betroffenen Organe verursacht (MÜLLER 1886). Beispiele dieser für *P. mucronatum* typischen Symptome zeigt Abbildung 2.



**Abbildung 2: Für *P. mucronatum* charakteristische Aecidien und Symptome**  
**links: Aecidiolager am Spross, Mitte: Aecidien an der Blattmittellippe, rechts: deformierte Hage-**  
**butte mit Aecidiolager**

In Form von Myzel ist eine Überwinterung in den Zweigen der Wirtspflanze möglich (MÜLLER 1886, GÄUMANN 1959). Bei systemischer Infektion werden im Frühjahr (ab Ende April) die Aecidien als erste Sporenlager des Zyklus gebildet (MÜLLER 1886), den größten Schaden verursacht *P. mucronatum* nach GÄUMANN (1959) im Spätsommer und Herbst. Die Art *P. tuberculatum* wurde bisher nicht als gartenbaulich relevanter Schaderreger beschrieben.

Zur Keimung der Aecidio- und Uredosporen sind Blattnässeperioden von zwei bis vier Stunden Voraussetzung, wobei der optimale Temperaturbereich zwischen 18 und 21 °C liegt (HORST und CLOYD 2007). Temperaturen über 25 °C führen zu einer Hemmung der Sporenkeimung (SHATTOCK 2003). Das Rostaufkommen wird demnach in Regionen mit feucht-kühlen Sommern (SCHULTHEIS 1996) oder durch klein-klimatische Bedingungen wie starke Taubildung (AUSTIN 1990) begünstigt.

### Wirtspflanzen

Als Wirtspflanzen für Rosenroste sind zunächst die europäischen Wildrosen, die Hundsrosen – *Rosa* L. Sektion *Caninae* (DC.) SER. – (WISSEMANN und RITZ 2007), zu nennen. Diese umfassen etwa 50, schwer zu unterscheidende Arten (WISSEMANN 2003), von denen *Rosa canina* L., *R. corymbifera* BORKH. und *R. rubiginosa* L. am häufigsten in Deutschland vorkommen (RITZ et al. 2005). Ein wesentliches Merkmal aller Hundsrosen ist nach WISSEMANN (2003) die von TÄCKHOLM (1920) beschriebene so genannte Canina-Meiose, in deren Verlauf das pentaploide Genom ungleichmäßig in tetraploide Eizellen und haploide Pollen aufgeteilt wird (RITZ et al. 2005). Die dadurch ermöglichte Hybridisierung



der einzelnen Hundsrosenarten untereinander, die als entscheidender Faktor für die Evolution der gesamten Gruppe angesehen wird (WISSEMANN und RITZ 2007), erschwert eine genaue Artunterscheidung zusätzlich (RITZ et al. 2005). Die Autoren vermuten daher, dass eine Spezialisierung der *Phragmidium*-Arten auf bestimmte Hundsrosen-Wirte nicht stattfinden konnte.

Als Parasiten kommen auf Kulturrosen nach WAHYUNO et al. (2001) weltweit zehn *Phragmidium*-Arten vor, die vier oben genannten europäischen Arten eingeschlossen. Für diese Rosensorten wurden verschiedene Klassifikationssysteme entwickelt, beispielsweise das Schema der ARS (American Rose Society), das zunächst in Wildarten, alte Gartenrosen und moderne Rosen unterteilt (CAIRNS 2003): Als alte oder historische Gartenrosen gelten gemäß der ARS-Definition alle Rosenklassen, die vor der Züchtung der ersten Teehybride 'La France' im Jahr 1867 entstanden sind. In Deutschland findet häufig eine Einteilung basierend auf gärtnerischen Aspekten statt (siehe Tabelle 2), die im Wesentlichen von der Verwendung im Garten und der Wuchsform bestimmt wird (THROLL 2010). Da ihr auf Grund der vielfältigen züchterischen Aktivitäten keine streng systematischen Parameter zu Grunde liegen können, sind Überschneidungen zwischen einzelnen Klassen möglich.

**Tabelle 2: Mögliche Einteilung des Rosensortimentes nach gärtnerischen Gesichtspunkten**

Klasse	Wuchshöhe [m]	Bemerkungen
Beetrosen	0,6 - 0,8	Zusammenfassung verschiedener früherer Sortengruppen, wie Polyantha- und Floribunda-Rosen
Edelrosen	0,7 - 1,2	synonym mit Teehybriden
Kleinstrauchrosen	< 0,3 oder 0,8 - 1,2	häufig unter Bodendeckern zusammengefasst
Zwergrosen	0,3 - 0,4	synonym mit Miniaturrosen
Strauchrosen	1 - 2	- moderne Sorten - historische/alte Gartenrosen
Kletterrosen - Climber - Rambler	2 - 3 (- 5) 3 - 6 (- 10)	Unterscheidung anhand des Wuchscharakters - Triebe steif, aufrecht; Anbinden nötig - Triebe lang, biegsam
Wildrosen	–	keine züchterische Bearbeitung; heimische sowie nicht heimische Arten

Einigen Rosensorten wird eine besonders hohe Rostanfälligkeit zugeschrieben, wie Alba-Sorten (AUSTIN 1990), *Rosa rugosa*-Hybriden (AUSTIN 1990, BEALES 1985), Kletterrosen – beispielsweise 'New Dawn' – (SHATTOCK 2003), einigen Remontant- und Bourbon-Rosen sowie manchen Teehybriden (KORDES 1977).

### Wirtspräferenzen und Häufigkeit von *P. mucronatum* und *P. tuberculatum*

Bei ihren Untersuchungen an Hundsrosen in Deutschland haben RITZ et al. (2005) ausschließlich die beiden Arten *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* nachgewiesen. Wirtspräferenzen konnten in dieser Untersuchung – übereinstimmend mit den Angaben von GÄUMANN (1959) und den Untersuchungen von LEEN und VAN HUYLENBROECK (2007) – nicht festgestellt werden. An Kulturrosen scheint derzeit *P. tuberculatum* vorherrschend zu sein (KRAUTHAUSEN 2011, LEEN und VAN HUYLENBROECK 2007).

In Großbritannien wurden an modernen Gartenrosen sowie Rosenunterlagen ebenfalls nur die beiden oben genannten Rostarten identifiziert (HOWDEN und JACOBS 1969). SHATTOCK (2003) geht davon aus, dass *P. tuberculatum* in Großbritannien auf Kulturrosen sowie die Arten *Rosa dumalis* BECHST., *R. rubiginosa* L. und *R. rugosa* THUNB. beschränkt ist, während *P. mucronatum* neben den beiden zuletzt genannten Arten besonders Sorten der Alba-Gruppe sowie Arten der Sektionen *Bracteatae* und *Caninae* befällt. Eine ähnliche Verteilung haben HOWDEN und JACOBS (1970) nachgewiesen.

### 2.3 Gartenbauliche Bedeutung von Rosenrosten

Neben einer Verminderung des Zierwertes, die durch die oben beschriebenen Blattsymptome und eine reduzierte Blütenbildung (WOESSNER 2000) verursacht wird, kann ein starker Rostbefall bei anfälligen Sorten frühzeitigen Laubfall induzieren (MÜLLER 1886) und zum Absterben führen (BEALES 1985, SHATTOCK 2003, PROLL 2012, persönliche Kommunikation). Eine Ursache hierfür könnte eine durch die Schwächung der Pflanze bedingte Verminderung der Frosttoleranz sein (WOESSNER 2000, RAAB 2012, persönliche Kommunikation).

Das Auftreten von Rosenrosten unterliegt temporären Schwankungen, weshalb Infektionen nicht in jedem Jahr gleichermaßen zu beobachten sind (SCHULTHEIS 1996, WOESSNER 2000, STROBEL 2006). In den letzten Jahren haben jedoch sowohl die Häufigkeit als auch die Intensität des Rostaufkommens in Deutschland zugenommen und der Befall scheint früher im Jahr aufzutreten (PROLL 2012, E-Mail, KRÜGER 2012, RAAB 2012, GEYER 2012, KORTING 2012, jeweils persönliche Kommunikation, KRAUTHAUSEN 2011). Ähnliche Feststellungen machten DE VRIES und DUBOIS (2001) in den Niederlanden und SCHWER (2006) in Südschweden. Die wirtschaftliche Bedeutung dieser Beobachtungen muss für die einzelnen Bereiche des Gartenbaus jedoch unterschiedlich gewichtet werden.

---

## Rosenrost in der Produktion

Bei der Produktion von Garten-Rosen ist Rosenrost im Vergleich zu Sternrußtau und dem Echten Mehltau nach wie vor von untergeordneter Bedeutung (KORTING 2012, persönliche Kommunikation). In der Regel wird einem Rost-Befall nach Einschätzung von KORTING (2012, persönliche Kommunikation) durch Fungizid-Einsatz gegen den Echten Mehltau an Rosen ausreichend vorgebeugt, nur in Ausnahmefällen ist eine gezielte Rostbekämpfung nötig.

Im Bereich der Freiland-Schnittrosen hingegen entfaltet Rosenrost seit etwa fünf bis sechs Jahren ein erhebliches Schadpotential, sodass eine Produktion ohne intensiven Pflanzenschutzmitteleinsatz nicht mehr möglich ist (GEYER 2012, persönliche Kommunikation, RAAB 2012, persönliche Kommunikation). Zur Rostbekämpfung an Rosen empfehlen GEYER (2012, persönliche Kommunikation) und REINERS (2011) Präparate aus den Wirkstoffklassen der Dithiocarbamate, Triazole und Strobilurine.

Erste Resistenzentwicklungen gegenüber Pflanzenschutzmitteln sind jedoch zu beobachten (GEYER 2012, persönliche Kommunikation). Diese werden in erster Linie durch den wiederholten Einsatz des gleichen Wirkstoffs beziehungsweise von Wirkstoffen aus der gleichen Wirkstoffklasse gefördert (HALLMANN et al. 2007). Um die daraus resultierenden Selektionsvorgänge innerhalb der Erregerpopulation zu unterbinden, sind daher Begrenzungen der Anwendung eines Wirkstoffs und regelmäßige Wirkstoffwechsel notwendige Maßnahmen (MEHL und STENZEL 2008). GEYER (2012, persönliche Kommunikation) betont, dass insbesondere gegenüber Strobilurinen bisher keine Resistenzen aufgetreten sind.

Auch wenn eine kurative Anwendung mit einigen Wirkstoffen – wie Triazolen – möglich ist, so wird die erfolgreiche Bekämpfung durch das bodennahe Auftreten des Erregers (GEYER 2012, persönliche Kommunikation) und die Sporenbildung auf der Blattunterseite (REINERS 2011) erschwert. Bei besonders schwerem Rostbefall kann ein Entfernen der betroffenen Sorte aus dem Produktionsbestand nötig sein (GEYER 2012, persönliche Kommunikation).

## Rosenrost im Haus- und Kleingarten und öffentlichen Grün

Am Endstandort der Kulturrosen sind chemische Pflanzenschutzmaßnahmen häufig unerwünscht oder auf Grund der Zulassungssituation nur in begrenztem Umfang durchführbar. Auf öffentlichen Flächen wurde die Anwendung chemischer Pflanzenschutzmittel im Zuge der Novellierung des Pflanzenschutzgesetzes stark eingeschränkt (§ 17 PflSchG 2012). Im Rosarium Uetersen beispielsweise bereitete Rosenrost vor Inkrafttreten des Gesetzes nach Angaben von SCHMEDES (2012, persönliche Kommunikation) keine Schwierigkeiten, während in diesem Jahr ein deutliches Rostaufreten festzustellen war. Da die von REINERS (2011) empfohlenen Hygienemaßnahmen, wie das Entfernen befallener Pflanzenteile, nur für kleine Rosenbestände geeignet erscheinen, kommt der Wahl unempfindlicher Rosensorten bei Neupflanzungen im Rahmen der Rost-Prophylaxe die größte Bedeutung zu.

Die Widerstandsfähigkeit gegenüber Blatterkrankungen ist daher ein wichtiges Qualitätskriterium zur Beurteilung von Rosensorten. Bei der Bewertung zur Vergabe des ADR-Gütesiegels (Allgemeine Deutsche Rosenneuheiten-Prüfung) findet die Blattgesundheit der Kandidaten daher besondere Berücksichtigung. Während der dreijährigen Prüfphase werden daher an allen elf Standorten der ADR-Sichtung die gleichen, zur Zeit etwa 150 Rosensorten ohne den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln kultiviert (SPELLERBERG 2011). Auf Anfrage in Geisenheim (SCHMIDTNER 2012, E-Mail), Weihenstephan (LEYHE 2012, E-Mail), und Thiensen (MÖLLER 2012, persönliche Kommunikation) und nach Besichtigung der Prüfärten in Osnabrück, Hannover und Dortmund konnten keine ernstzunehmenden Probleme mit Rosenrost festgestellt werden. Die Rostanfälligkeit der ADR-Kandidaten kann als Indikator für die Rostproblematik moderner Rosensorten beim Endkunden angesehen werden.

## Rosenrost in der Züchtung

Die Verwendung resistenter und toleranter Sorten als Bestandteil des vom Gesetzgeber geforderten Integrierten Pflanzenschutzes (§3 PflSchG 2012) basiert auf gezielten Zuchtprogrammen. Eine möglichst hohe Widerstandsfähigkeit gegenüber Blattkrankheiten ist daher zu einem notwendigen (DE VRIES 2000) und entscheidenden (PROLL 2010) Selektionskriterium innerhalb der Rosenzüchtung geworden, weshalb auch hier die Kultur der Sortenkandidaten ohne den Einsatz von Pflanzenschutzmitteln erfolgt. Die Rostanfälligkeit von Rosen ist nach allgemeinem Konsens der befragten Experten genotypisch – also sortenspezifisch – verankert und vermutlich an andere, in der Selektion angestrebte Merkmale

gekoppelt (SPELLERBERG 2012, persönliche Kommunikation, PROLL 2012, persönliche Kommunikation). Das Auftreten von Rosenrost auf den Selektionsfeldern der Züchter hat während des letzten Jahrzehnts erheblich an Bedeutung gewonnen (PROLL 2012, E-Mail, KRÜGER 2012, persönliche Kommunikation). Insbesondere bei der Auswahl potentieller neuer Sorten für den Freiland-Schnittrosenbereich führt ein Rostbefall zum Ausschluss der betroffenen Pflanzen (RAAB 2012, persönliche Kommunikation). Die scheinbar besonders ausgeprägte Anfälligkeit dieser Sorten könnte nach Einschätzung von RAAB (2012, persönliche Kommunikation) darauf zurückzuführen sein, dass in einem hohen Maße aus der Unter-Glas-Kultur stammende Sorteneltern eingesetzt werden, die im Freiland eine sehr geringe Widerstandsfähigkeit gegenüber Rost aufweisen.

#### **2.4 Differenzierung zwischen *P. mucronatum* und *P. tuberculatum***

Im Studium der Epidemiologie von Krankheitserregern sieht BOUGHY (1948) eine wichtige Aufgabe der Phytopathologie. WAHYUNO et al. (2001) betonen die Bedeutung, die einer eindeutigen Bestimmung der Art, die einen Rostbefall an Rosen verursacht, nicht nur aus mykologischem, sondern auch aus gartenbaulichem Interesse zukommt. Einen Bedarf an der Aufklärung dieser bisher weitgehend ungeklärten taxonomischen Verhältnisse sehen auch SHATTOCK (2003) und SCHWER (2006).

#### **Schwierigkeiten**

Die hauptsächliche Schwierigkeit bei der morphologischen Differenzierung zwischen *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* besteht in ihren von GÄUMANN (1959) beschriebenen, sich teilweise überschneidenden Eigenschaften, die eine zweifelsfreie Bestimmung nicht gewährleisten können (RITZ et al. 2005, WAHYUNO et al. 2001, LEEN und VAN HUYLENBROECK 2007). Anhaltspunkte zur Art-Unterscheidung mit Hilfe der Teleutosporen-Morphologie sind beispielhaft in Tabelle 3 gegenübergestellt.

**Tabelle 3: Morphologische Eigenschaften der Teleutosporen von *P. tuberculatum* und *P. mucronatum* nach GÄUMANN (1959) beziehungsweise MÜLLER (1886)**

Teleutosporen-Eigenschaft	<i>Phragmidium tuberculatum</i>	<i>Phragmidium mucronatum</i>
Zellenanzahl	(5 - 9) meist 6 - 8	(1 - 9) meist 5 - 7
Länge [ $\mu$ ]	(24 - 138) meist 70 - 90	65 - 100
Breite [ $\mu$ ]	(22 - 42) meist 32 - 36	30 - 36
Scheitelzelle	halbkreisförmig gerundet	gleichseitiges Dreieck bildend
Spitze	aufgesetzt, lang ( $\leq 18 \mu$ ), dünn; farblos	papillenförmig; unten in der Farbe der Wand
Stiel	nach unten allmählich verdickt (14 - 22 $\mu$ ), dann wieder verjüngt	nach unten plötzlich verdickt (22 - 27 $\mu$ ), unten wieder verjüngt
Entstehung	in $\leq 1,5$ mm großen, z.T. zusammenfließenden Lagern, die Blattunterseite z. T. großflächig, pulverig bedeckend	in gleichen Lagern wie Uredosporen; in Gruppen blattunterseits verstreut

Nach den Erfahrungen von LEEN und VAN HUYLENBROECK (2007) kann lediglich die Zellenanzahl der Teleutosporen als belastbares Unterscheidungskriterium herangezogen werden. Auf diese Weise konnten die Autoren jedoch nur etwa ein Drittel ihrer Proben erfolgreich identifizieren. Zwar beschreiben WAHYUNO et al. (2002) eine Klassifikation auf Basis der Aecidiosporen-Oberfläche, mit deren Hilfe eine Unterscheidung der beiden Arten ermöglicht werden soll, das Verfahren bedarf jedoch noch weiterer Überprüfung. Darüber hinaus sind die relevanten Strukturen nur im Rasterelektronenmikroskop sichtbar.

### Molekulargenetischer Ansatz zur Artunterscheidung

Das Grundprinzip phylogenetischer Untersuchungen, das auch bei Pilzen angewendet wird, ist ein Vergleich von definierten DNS-Sequenzen (= *DNA barcoding*) der entsprechenden Organismen (BEGEROW et al. 2010). KUZOFF et al. (1998) beschreiben in diesem Zusammenhang die Eignung der nrLSU-Sequenz (Large SubUnit) der ribosomalen DNS für phylogenetische Untersuchungen an Pflanzen. Demnach scheinen insbesondere die so genannten *divergent domains* dieser DNS-Region auf Grund ihrer schnellen evolutionären Veränderungsrate zur taxonomischen Differenzierung innerhalb einzelner Familien Erfolg versprechend. Die Übertragbarkeit dieser Zusammenhänge auf Pilze zeigen HOPPLE und VILGALYS (1999) am Beispiel der Gattung *Coprinus*. Analog dazu konnten RITZ et al. (2005) erhebliche molekulargenetische Unterschiede von 8-9 % in der nrLSU-Region

---

zwischen *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* nachweisen, die im Gegensatz zu ihrer oben beschriebenen, morphologischen Ähnlichkeit stehen. RÖHL (2011) konnte zwischen diesen beiden Arten Unterschiede von 13,3 % in der D1- und 17,6 % in der D2-Region ermitteln. Diese Erkenntnisse bilden die Basis für den als kostengünstige Alternative zur DNS-Sequenzierung entwickelten PCR-Schnelltest, da artspezifische Primer eingesetzt werden, deren Ansatzpunkte innerhalb dieser Region liegen.

Das Funktionsprinzip des PCR-Schnelltests orientiert sich an der Vorgehensweise von LANGRELL (2004) sowie LANGRELL et al. (2008), die einen *nested* PCR-Ansatz anwenden. Bei dieser Form der PCR-Analyse erfolgen zwei Durchgänge mit verschiedenen Primerpaaren. Beim ersten Durchgang entsteht ein längeres PCR-Produkt, das als Vorlage für die nachfolgende PCR dient (DIEFFENBACH et al. 1993). Zur Artbestimmung kommen im zweiten Durchgang artspezifische Primer zum Einsatz (LANGRELL 2004), deren Ansatzpunkte innerhalb der Sequenz des ersten PCR-Produkts liegen (DIEFFENBACH et al. 1993). Im zweiten Durchgang entsteht somit ein kürzeres, artspezifisches PCR-Produkt. Den Vorteil des *nested* PCR-Ansatzes sieht LANGRELL (2004) darin, dass auch sehr geringe Mengen an Ausgangs-DNS – im Idealfall einer einzigen Spore – für eine erfolgreiche PCR ausreichen.

Die Auswertung mittels Gelbild erfolgt nach dem *Presence-/Absence*-Schema, da nur dann Amplifikations-Produkte entstehen, wenn es sich bei der DNS-Probe um die zu den spezifischen Primern passende Art handelt.

## 2.5 Zielsetzung

Eine möglichst genaue Kenntnis der Biologie eines Schaderregers bildet die Basis der sachgerechten Durchführung von Pflanzenschutzmaßnahmen, die zur Erfüllung der „guten fachlichen Praxis“ (§ 3 PflSchG 2012) unumgänglich ist. Dies gewinnt insbesondere dann an Bedeutung, wenn Anhaltspunkte dafür vorliegen, dass sich ein Wandel im Vorkommen morphologisch ähnlicher, doch epidemiologisch unterschiedlicher Arten vollzieht. Im Falle der beiden Rostarten *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* ist dies auf Grund der zunehmenden Problematik in Züchtung und Produktion denkbar. Mit Hilfe deutschlandweiter Populationsstudien könnte diese These überprüft werden. Die bisher notwendige DNS-Sequenzierung ist jedoch sehr kostenintensiv. Eine schnell durchführbare und kostengünstige Untersuchungsmethode ist daher nötig, um Proben in einem statistisch aussagekräftigen Umfang bearbeiten zu können. Dabei muss eine eindeutige Unterscheidung zwischen den beiden Rosenrostarten gewährleistet sein.

Das Hauptziel dieser Arbeit ist daher eine Überprüfung der Praxistauglichkeit des von RÖHL (2011) entwickelten PCR-Schnelltests. In diesem Zusammenhang stehen verschiedene Teilziele:

- Um aussagekräftige Ergebnisse erzielen zu können, soll ein Umfang von mindestens 150 bis 200 Proben verschiedener Wild- und Kulturrosen besammelt und bearbeitet werden.
- Es soll überprüft werden, ob mit dem vorhandenen Probenmaterial auf die Durchführung eines *nested*-Ansatzes verzichtet werden kann, um eine Zeit- und Kostenersparnis zu erreichen.
- Wenn nötig, sollen die Probenaufbereitung und die Reaktionsbedingungen des Schnelltests optimiert werden.
- Anhand der Ergebnisse des Schnelltests sollen Rückschlüsse über die Verbreitung und Bedeutung der beiden Arten *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* in Deutschland gezogen werden.



### **3 Material und Methoden**

Die im Rahmen dieser Arbeit verwendeten Reagenzien, Geräte und Computerprogramme sind auf einer Materialliste in Anhang B zusammengestellt.

#### **3.1 Probennahme**

Im Zuge der Probennahme wurde von Rostpilzen infiziertes Pflanzenmaterial verschiedener Wild- und Kulturrosen in Nordrhein-Westfalen, Niedersachsen, Hamburg und Schleswig-Holstein gesammelt. Hierbei fanden hauptsächlich Blätter – vereinzelt auch Früchte und Triebteile – Berücksichtigung. Eine Erhebung bezüglich des Verhältnisses befallener zu unbefallener Rosen an einem Standort oder eine gezielte Bonitur der jeweiligen Befallsstärke wurden im Rahmen dieser Arbeit nicht durchgeführt. Die Standorte der beprobten Pflanzen wurden mit Hilfe eines GPS-Empfängers erfasst. Eine genaue Aufstellung aller gesammelten Proben ist Anhang C zu entnehmen.

##### **Wildrosen**

Das Auffinden von Wildrosen als potentielle Wirtspflanzen erfolgte zum Einen dadurch, dass gezielt natürliche Rosen-Standorte, beispielsweise Kalk-Trockenrasen, aufgesucht wurden. Standortnachweise von BIRKEN und GRENZHEUSER (2012) wurden dabei berücksichtigt. Darüber hinaus wurden auch zufällig vorgefundene Pflanzen untersucht und bei Vorliegen eines Rostbefalles beprobt. Zusätzlich zu den infizierten Pflanzenteilen wurden – wie von CUMMINS und HIRATSUKA (2003) empfohlen – auch unbefallene Früchte sowie gesunde Blätter entnommen, um eine nachfolgende morphologische Bestimmung der Wirtspflanzen zu ermöglichen, sofern dies nötig sein sollte.

##### **Kulturrosen**

Analog zur Probennahme bei den Wildrosen wurden Kulturrosen an zufällig aufgefundenen und gezielt aufgesuchten Standorten – beispielsweise im öffentlichen Grün, in Botanischen Gärten und Rosarien – untersucht und beprobt. Am Bundessortenamt in Hannover wurden bei der europäischen Sortenschutzprüfung (Registerprüfung) etwa 800 Sorten sechs namhafter europäischer Züchter, die zuvor ihr Einverständnis erklärt hatten, in die Probennahme miteinbezogen. Auf den Flächen der Registerprüfung waren im Vorfeld der Probennahme Fungizide eingesetzt worden.

---

Daneben wurden die Kandidaten für das ADR-Gütesiegel der drei aufgesuchten Prüfgärten in Osnabrück, Hannover und Dortmund beprobt. Schließlich wurden Blattproben auf den Selektionsfeldern der Züchter Rosen Kordes sowie Rosen Tantau in Schleswig-Holstein entnommen.

Während bei der Beprobung der Wildrosen stets nur Pflanzenmaterial von einer Pflanze entnommen wurde, erfolgte die Probennahme bei den Kulturrosen in Form von Mischproben mehrerer Pflanzen der selben Sorte. Auf diese Weise wurden keine größeren Befallsstellen entfernt. Eine für die Bewertung durch die jeweiligen Prüfstellen relevante, optische Veränderung einzelner Pflanzen konnte somit vermieden werden.

### **3.2 Probenaufbereitung**

Das gesammelte Probenmaterial wurde gemäß der Anleitung von CUMMINS und HIRATSUKA (2003) in einer Pflanzenpresse getrocknet, in Papierkapseln herbarisiert und bis zur weiteren Verarbeitung aufbewahrt.

Zur DNS-Isolation wurden sowohl Lager und Sporen der Aecidio- und Uredo- als auch der Teleutophase verwendet. Das Ausschneiden von Sporenlagern mit einer Rasierklinge erfolgte mit Hilfe eines Binokulars, um möglichst wenig uninfiziertes Pflanzenmaterial mitzuerfassen. Der Anteil pflanzlicher DNS als potentielle Störungsquelle für die nachfolgende PCR-Analyse sollte so minimiert werden. Sofern frei vom Herbarbeleg entnehmbare Sporen verwendet wurden, wurden diese mit einer Präpariernadel gewonnen und ebenso wie die Sporenlager in 2 ml-Reaktionsgefäße (Sarstedt) überführt. Zur Verwendung kamen unterschiedliche Mengen des Ausgangsmaterials, die in Abhängigkeit von der Größe der Sori, dem Vorhandensein freier Sporen und unterschiedlichen Fragestellungen in einer Größenordnung von einem bis zwölf Sporenlager variiert wurden.

Zum Aufbrechen der Zellstrukturen wurde folgender Vorgang insgesamt dreimal wiederholt: Das Ausgangsmaterial, das zuvor mit drei Stahlkugeln versetzt worden war, wurde zunächst für zwei Minuten in flüssigem Stickstoff (-172 °C) tiefgefroren und anschließend für die gleiche Zeit mittels einer Schwingmühle bei 75 Hz gemahlen. Die weitere DNS-Isolation erfolgte mit Hilfe des "innuPREP Plant DNA Kits" der Firma Analytik Jena.

Abweichend von der Gebrauchsanleitung wurde beim letzten Schritt das Volumen des eingesetzten Elutionspuffers von 200 µl (Herstellerangabe für die Isolation pflanzlicher DNS) auf 70 µl – gleich-mäßig verteilt auf zwei Elutionsschritte – reduziert. Auf diese Weise wurde die Konzentration der pilzlichen DNS im Isolat erhöht. Zur dauerhaften Konservierung erfolgte die Lagerung der gewonnenen DNS-Isolate tiefgefroren bei -20 °C.

### 3.3 PCR-Analysen

Die Polymerase-Kettenreaktion (*polymerase-chain-reaction*) nach MULLIS et al. (1986) ermöglicht die exponentielle Vervielfältigung (Amplifizierung) eines spezifischen DNS-Abschnittes zwischen zwei Oligonucleotid-Primern. Der Ablauf dieser Standardmethode, die in einem so genannten Thermocycler stattfindet, lässt sich in drei Phasen einteilen, die in der Regel bis zu 40 Mal wiederholt werden. MÜLHARDT (2006) fasst den Ablauf zusammen:

1. Denaturierung: Auftrennung der Doppelstränge der Ausgangs-DNS (= *template*) durch hohe Temperaturen (94 °C)
2. Annealing: Hybridisierung der im Überschuss vorhandenen Primer an die nun einzelsträngige DNS (Temperatur etwa 5 °C unter der Schmelztemperatur der Primer)
3. Elongation: Verlängerung der Primer mit im Reaktionsgefäß vorhandenen Nucleotiden durch eine thermostabile Polymerase bis wieder doppelsträngige DNS vorliegt (72 °C)

Die PCR-Produkte können durch eine anschließende Gelelektrophorese entsprechend der entstandenen Fragment-Längen aufgetrennt und durch Anfärbung mit Ethidiumbromid unter UV-Licht in Form von Banden sichtbar gemacht werden (MÜLHARDT 2006).

Um den Erfolg des ersten Isolationsvorgangs anhand eines Gelbildes zu überprüfen, wurde zunächst eine PCR mit den universellen Primern LR0R (MONCALVO et al. 1995)/LR6 (VILGALYS und HESTER 1990) durchgeführt. Auf Grund ihrer geringen Spezifität können diese Primer erfolgreich zur DNS-Amplifizierung verschiedenster taxonomischer Gruppen eingesetzt werden (VILGALYS und HESTER 1990).

Bei einem anschließenden *nested* PCR-Ansatz wurden die von RÖHL (2011) entwickelten Primerpaare nu-LSU-0198-5'PM/ nu-LSU-0438-3'PM – spezifisch für *P. mucronatum* (PM) – sowie nu-LSU-0093-5'PT/nu-LSU-0559-3'PT – spezifisch für *P. tuberculatum* (PT) – eingesetzt. Die zwischen den Primern amplifizierten DNS-Fragmente unterscheiden sich durch 15

Punktmutationen (= *single nucleotide polymorphisms*) und weisen für *P. tuberculatum* eine Länge von 410 bp, für *P. mucronatum* von 220 bp auf. Sie wurden mittels einer 30 bis 35-minütigen Elektrophorese bei 120 oder 130 V in einem Agarosegel (0,8 %) sichtbar gemacht. Alle verwendeten Primer, die in Tabelle 4 aufgeführt sind, wurden in einer 1xTris/EDTA-Pufferlösung (TE-Puffer) gelagert und in einer 1:10-Verdünnung mit doppelt destilliertem und autoklaviertem Wasser verwendet.

**Tabelle 4: Verwendete Primer**

Primer	Sequenz 5'-3'	Autor
LR0R	- ACC CGT TGA ACT TAA GC	(MONCALVO et al.1995)
LR6	- GCA TAT CAA TAA GCG GAG GA	(VILGALYS und HESTER 1990)
nu-LSU-0198-5'PM (Forward-Primer)	- CCC GTA TGT GAT ATG GAC TAC C	(RÖHL 2011)
nu-LSU-0438-3'PM (Reverse-Primer)	- CCT GAT AAG AGG GCT GAA CTG AC	
nu-LSU-0093-5'PT (Forward-Primer)	- CAG AGT CCG AGT TGT AAT TT	
nu-LSU-0559-3'PT (Reverse-Primer)	- GGC ACT GTA TCC AAA CCC CGG A	

Während der weiteren Analysen wurde auf die Durchführung von *nested* PCRs verzichtet, sodass die spezifischen Primer direkt auf die isolierte Ausgangs-DNS angewendet wurden. Die beiden spezifischen Primerpaare wurden stets in getrennten PCR-Ansätzen verwendet. Bei jedem Durchgang des PCR-Schnelltests wurden eine Positiv- und zwei Negativ-Kontrollen, bestehend aus bereits eindeutig bestimmten DNS-Isolaten sowie doppelt destilliertem Wasser, eingesetzt. Die zunächst voneinander verschiedenen PCR-Protokolle sind Anhang D zu entnehmen.

Die Spezifität der Primer und somit die Funktionsfähigkeit des Schnelltests wurde über eine stichprobenartige Sequenzierung der entstandenen PCR-Produkte überprüft. Die Sequenzierung wurde durch den Sequenzier-Service in der Biochemie der Ruhr-Universität Bochum vorgenommen. Hierzu wurden für beide Arten PCR-Produkte des Schnelltests zufällig ausgewählt, die zuvor eindeutig anhand eines Gelbildes identifiziert worden waren. Diese wurden mit dem ZYMO Research-Kit aufgereinigt und mit dem jeweils spezifischen Primerpaar zur Sequenzierung gegeben.

Zusätzlich wurden beide PCR-Produkte aller als Mischbefund aus beiden Arten bestimmten DNS-Isolate sequenziert. Die erhaltenen Sequenzen wurden mit Hilfe des Computerprogramms Geneious (DRUMMOND et al. 2011) mit den DNS-Sequenzen der beiden Arten (RITZ et al. 2005) hinsichtlich ihrer charakteristischen SNPs (= *single nucleotide polymorphisms*) abgeglichen. Die Sequenzen von *P. mucronatum* sind bei „Genbank“ (www.ncbi.de) unter den Accessionsnummern AJ715506 bis AJ715511 hinterlegt, die von *P. tuberculatum* unter den Nummern AJ715512 bis AJ715521.

### 3.4 Optimierung des Schnelltests

Verschiedene Modifikationen zur Optimierung der Durchführbarkeit sowie der Ergebnisse des PCR-Schnelltests wurden geprüft. Diese betreffen zum Einen die eigentliche PCR-Analyse, zum Anderen die Probenaufbereitung und DNS-Isolation.

#### Optimierung der Reaktionsbedingungen der PCR-Analyse

Die optimale Annealing-Temperatur, bei der sowohl Ausbeute als auch Spezifität eines Primerpaares maximal ausgeprägt sind, wurde mit Hilfe einer Gradienten-PCR für die spezifischen Primerpaare an zuvor bestimmten DNS-Isolaten ermittelt. Die Funktionsweise dieser PCR-Variante besteht darin, dass innerhalb einer Steckplatzreihe des Thermocyclers in den zwölf Reaktionsgefäßen jeweils unterschiedliche Annealing-Temperaturen eingesetzt werden. Der Rahmen des angewendeten Gradienten wird vom Anwender vorgegeben und lag in diesem Fall zwischen 50 und 65 °C. Um die Wahrscheinlichkeit von Fehlbindungen zu minimieren, erfolgte ein zweiter Durchgang, in dem die artspezifischen Primer auf DNS-Isolate der jeweils anderen Art angewendet wurden. Als Kriterium zur Bewertung der optimalen Temperatur wurde die Intensität der auf dem Gelbild entstandenen Banden herangezogen. Die Annealingdauer wurde von 8 auf 10 Sekunden erhöht.

Darüber hinaus wurde der Einfluss zweier verschiedener Reaktionspuffer – *for high yields* und *for high specificity* – auf das Ergebnis der PCR-Analysen überprüft. Schließlich wurde auf Empfehlung von MAIER (2012, persönliche Kommunikation) die Anzahl der PCR-Zyklen von 35 auf 40 angehoben.

## Optimierung der DNS-Isolation und Simulation von Mischinfektionen

Um die Nachweisgrenze des PCR-Schnelltests festzustellen, wurde in einem experimentellen Ansatz die Mindestanzahl an Sporenlagern bestimmt, die für eine herkömmliche PCR (Standard-Schnelltest) ohne *nested*-Ansatz ausreichend ist. Einen Überblick gibt Tabelle 5.

**Tabelle 5: Versuchsansatz zur Bestimmung der Mindestanzahl an Uredolagern für die DNS-Isolation**

Herbarbeleg	Anzahl Uredolager							DNS-Gehalt im PCR-Ansatz [ $\mu\text{l}/25\mu\text{l}$ ]		
AH-OS-62	1	2	3	5	7	9	11	1	2	5
AH-BSa-74										
AH-H-82										

Für jeden der drei Herbarbelege wurden sieben verschiedene Uredolager-Varianten entsprechend Tabelle 5 angelegt. Um eine möglichst hohe Homogenität der Uredolager eines Beleges zu gewährleisten, erfolgte die Entnahme der Lage nach vorheriger, stichprobenartiger Vermessung der Durchmesser mit Hilfe eines digitalen Binokulars. Als weiterer Versuchsparameter wurde der DNS-Gehalt im PCR-Ansatz in den Stufen 1, 2 und 5  $\mu\text{l}$  variiert. Bei den Varianten mit jeweils einem und zwei Uredolagern wurde darüber hinaus der Einfluss der Inkubationszeit im Lysepuffer auf den Isolationserfolg – gemessen am Anteil mittels Schnelltest bestimmter Isolate – überprüft. In einer Variante betrug die Einwirkungs-dauer im Lysepuffer 30 Minuten (nach Herstellerangaben), in der anderen wurde sie auf 120 Minuten erhöht.

In einem weiteren Versuchsansatz wurden ausschließlich Teleutosporen für die DNS-Isolation verwendet, um ihre Eignung als Ausgangsmaterial zu überprüfen. Auch in diesem Versuch wurde die Inkubationszeit im Lysepuffer variiert. Jeweils sechs Proben – entnommen aus zwölf verschiedenen Herbarbelegen – wurden ebenfalls einer 30- beziehungsweise 120-minütigen Inkubation ausgesetzt. Bei der anschließenden Durchführung des PCR-Schnelltests wurden 2  $\mu\text{l}$  DNS verwendet.

Um zu überprüfen, ob und mit welcher Genauigkeit die Detektion einer potentiellen Mischinfektion mit Hilfe des PCR-Schnelltests möglich ist, wurde dieses Szenario mit Komponenten von zwei bereits bestimmten Herbarbelegen – AH-H-82 als *P. tuberculatum* sowie AH-BSa-74 als *P. mucronatum* – nachgestellt. Jede der sechs Varianten bestand aus je sechs Uredolagern, die in den Verhältnissen von 1:6 bis 6:1 miteinander kombiniert wurden.

## 4 Ergebnisse

### 4.1 Optimierung der Reaktionsbedingungen der PCR-Analyse

Basierend auf den Ergebnissen der Gradienten-PCR wurde für beide Primerpaare eine optimale Annealing-Temperatur von 53 °C ermittelt, sodass die Verwendung eines gemeinsamen PCR-Programms ermöglicht wurde. Durch eine Erhöhung des eingesetzten DNS-Gehalts und die Verwendung des *high yield*-Puffers anstatt des *high specificity*-Puffers konnten sowohl Qualität als auch Quantität der auf dem Gelbild sichtbaren Banden erhöht werden. Einen Überblick über die beibehaltenen Modifikationen des Schnelltests und das daraus resultierende PCR-Programm gibt Tabelle 6.

**Tabelle 6: Erfolgreiche Modifikationen des Schnelltests und gemeinsames PCR-Programm**

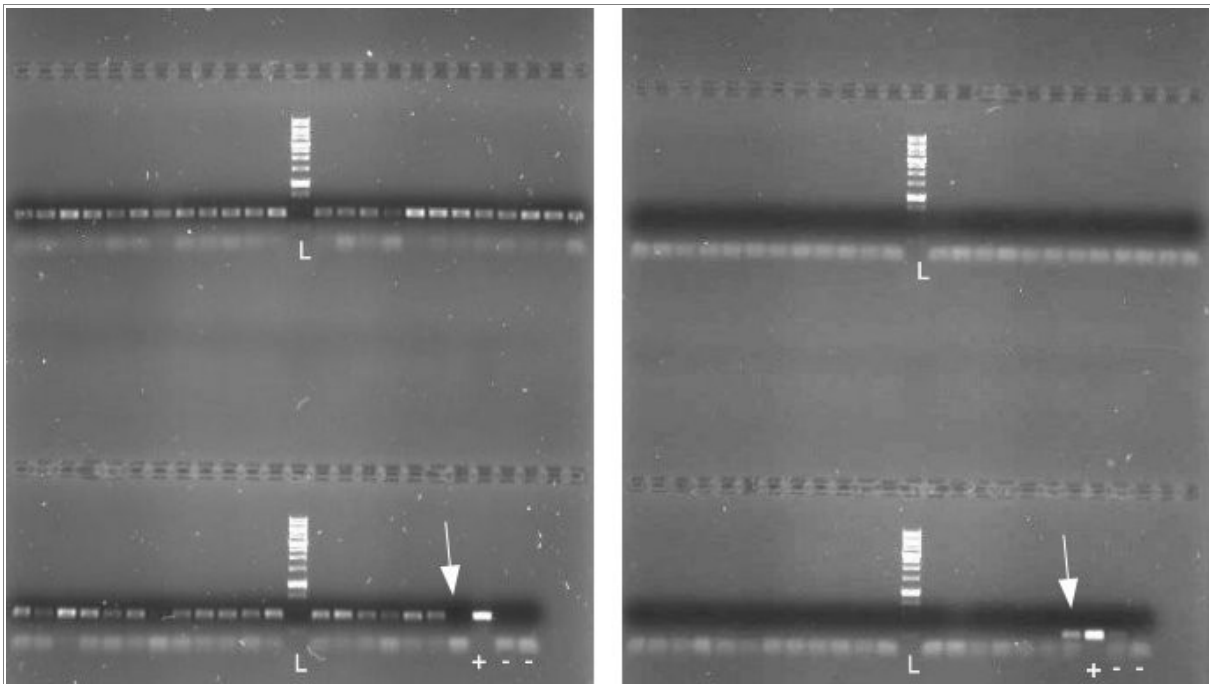
PCR-Parameter	vorher	Modifikation		Temperatur [°C]	Dauer [min]
Annealingtemperatur [°C]	58 bzw. 64	53	1	96	3:00
Annealingdauer [sec.]	8	10	2	96	0:30
Puffer	-	<i>for high yields</i>	3	53	0:10
Zyklenanzahl	35	40	4	72	0:35
DNS-Gehalt [ $\mu$ l/25 $\mu$ l)	1	2	5	Wiederholung: 39 x ab 2	
			6	72	7:00
			7	10	$\infty$

Durch den Vergleich der mit Hilfe der spezifischen Primerpaare sequenzierten PCR-Produkte mit der arttypischen Sequenz der jeweiligen Rostart (RITZ et al. 2005) konnten die zu erwartenden Übereinstimmungen zweifelsfrei bestätigt werden.

### 4.2 Optimierung der DNS-Isolation

Der Versuchsansatz zur Nachweisgrenze hat gezeigt, dass ein Uredo- beziehungsweise Aecidiolager ausreichend ist, um genügend DNS für eine erfolgreiche Durchführung des Schnelltests zu gewinnen. Auf einen *nested* PCR-Ansatz konnte dabei verzichtet werden. Die Verwendung von Teleutosporen erbrachte keine zufriedenstellenden Ergebnisse. Unabhängig vom Typ der verwendeten Sporenlager scheint eine Verlängerung der Inkubationszeit im Lysepuffer das Isolationsergebnis nicht zu beeinflussen.

Bei fünf von insgesamt elf Isolationsvorgängen konnten zwischen 95 und 100 % aller Proben bestimmt werden, sechs Vorgänge erbrachten aus ungeklärter Ursache unzureichende oder keine Ergebnisse. Zur Verdeutlichung der Auswertung des Schnelltests nach dem *Presence-/Absence*-Schema zeigt Abbildung 3 ein Beispiel für ein annähernd ideales Isolations- beziehungsweise PCR-Ergebnis.



**Abbildung 3: Beispiel für die Auswertung des PCR-Schnelltests mittels Gelbild**  
links: spezifische Primer für *P. tuberculosis*, rechts: spezifische Primer für *P. mucronatum*

Mit „+“ ist jeweils die Positivkontrolle gekennzeichnet, das erste „-“ steht für das DNS-Isolat der jeweils anderen Art, das zweite „-“ für Wasser als Negativkontrolle. Mit dem Buchstaben „L“ ist die 1 kb-Leiter als Größenmarker bezeichnet. Von den 43 Proben, die mit Hilfe des abgebildeten Schnelltests bearbeitet wurden, konnten 42 als *P. tuberculosis* identifiziert werden. Die für diese Art charakteristischen Banden sind im linken Bild im dunkel gefärbten Bereich zu sehen, im rechten Bild blieben an den entsprechenden Positionen die Banden aus. Lediglich eine Probe – gekennzeichnet mit dem Pfeil – wurde eindeutig als *P. mucronatum* bestimmt. Die für diese Art charakteristischen Banden befinden sich am unteren Rand des dunkel gefärbten Bereiches.

Mit der beschriebenen Vorgehensweise war die Durchführung des gesamten Schnelltests von der DNS-Isolation bis zur Auswertung des Gelbildes – bei einem Umfang von bis zu 45 Proben – innerhalb eines Arbeitstages möglich.



### 4.3 Identifizierung der Rosenrostarten

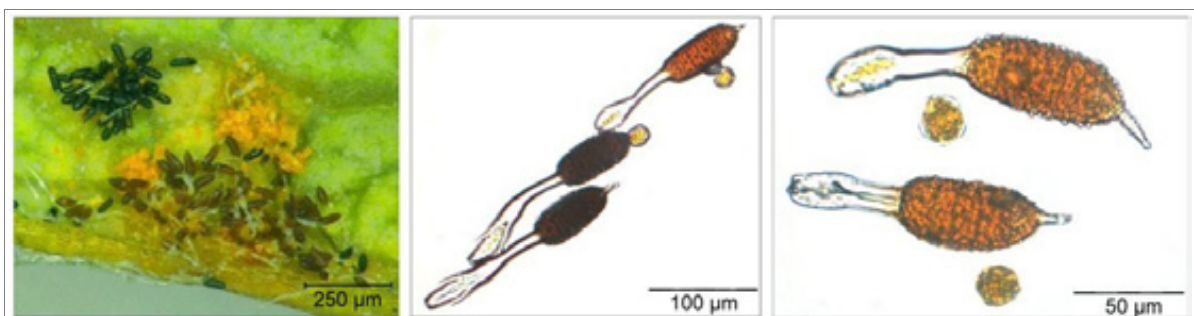
Von den 262 angelegten Herbarbelegen konnten insgesamt 213 isoliert und mittels Schnelltest bestimmt werden. Diese Ergebnisse sind im Folgenden unter verschiedenen Gesichtspunkten dargestellt. Eine Übersicht über die Einzelergebnisse ist gemeinsam mit den Herbarbelegen in Anhang C dargestellt.

#### Detektion von Mischinfektionen

Ein Nachweis von Mischinfektionen durch den PCR-Schnelltest ist grundsätzlich möglich. Der Nachweis von *P. mucronatum* in den simulierten Mischansätzen, in denen *P. tuberculatum* einen größeren Anteil hatte, war jedoch nicht oder nur unzureichend möglich. Neben den artifiziellen Mischansätzen wurden auch an den untersuchten Proben Mischinfektionen detektiert. Ein Abgleich der Sequenzen dieser PCR-Produkte konnte den Mischbefund bestätigen.

Ein vermeintlicher Mischbefund (DNS-Isolat AH10) weist jedoch Unstimmigkeiten auf. Bei dieser Probe wurde lediglich im Zuge der ersten *nested* PCR-Analyse eine Mischinfektion detektiert, in nachfolgenden Durchgängen des Standard-Schnelltests erfolgte stets eine Bestimmung als *P. mucronatum*. Die erhaltenen DNS-Sequenzen weisen jedoch beide Arten nach.

Bei dem Herbarbeleg AH-DO-231 wurden zwei in ihrer Färbung deutlich voneinander abweichende Typen von Teleutosporen festgestellt, die in Abbildung 4 gegenübergestellt sind.



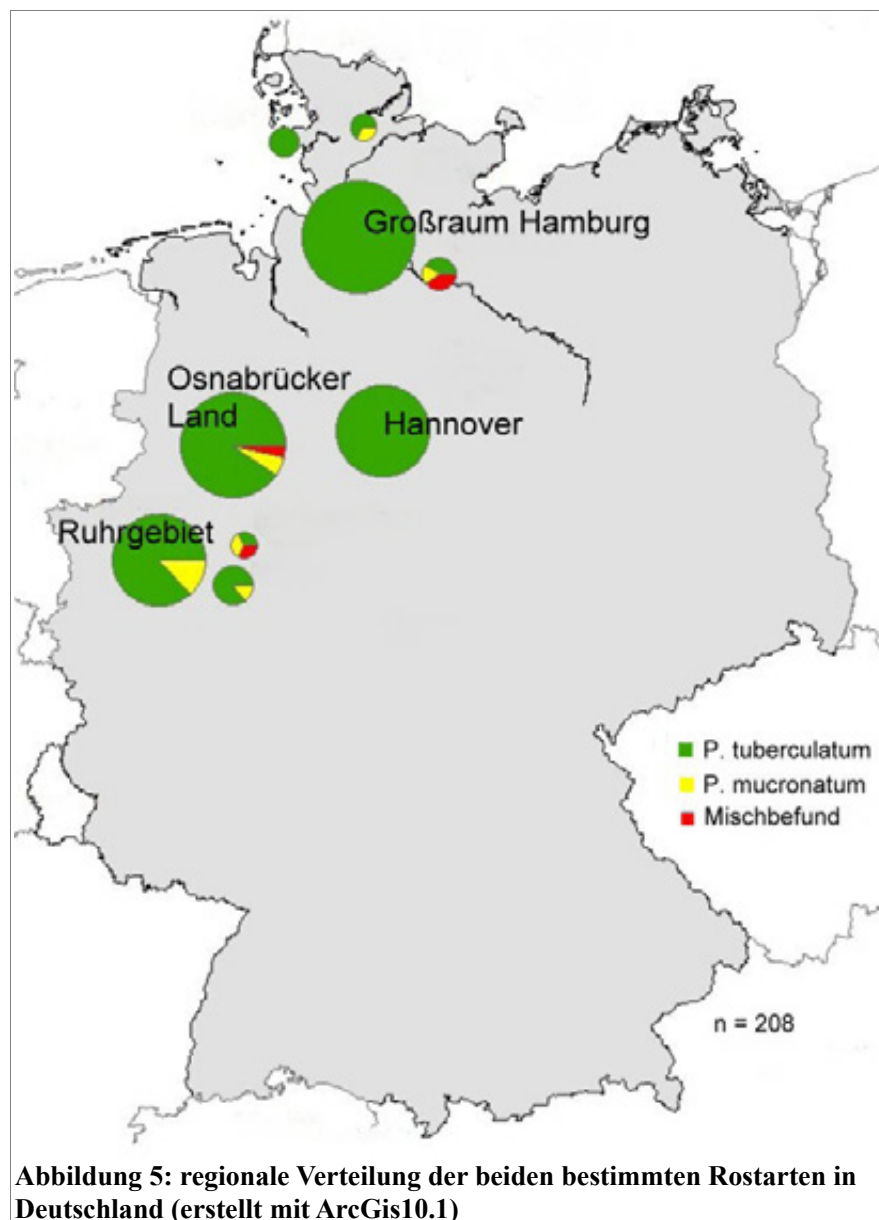
**Abbildung 4: Mischinfektion aus *P. tuberculatum* (dunkel) und *P. rosae pimpinellifoliae* (hell) links, Mitte: Teleutolager/-sporen beider Arten, rechts: Teleutosporen von *P. rosae pimpinellifoliae***

Da sich nach GÄUMANN (1959) die Art *P. rosae pimpinellifoliae* durch ihre kastanienbraunen Teleutolager eindeutig von den anderen in Frage kommenden Rosenrosten unterscheiden lässt, liegt sehr wahrscheinlich eine Mischinfektion aus dieser Art und *P. tuberculatum* vor.

Der überwiegende Teil der Sporen war schwarzbraun gefärbt und wurde mittels Schnelltest als *P. tuberculatum* identifiziert (DNS-Isolat AH231a). Die rötlich-braunen Lager konnten nicht mit Hilfe des Schnelltests bestimmt werden (AH231b).

### Regionale Verteilung der Rosenrostarten

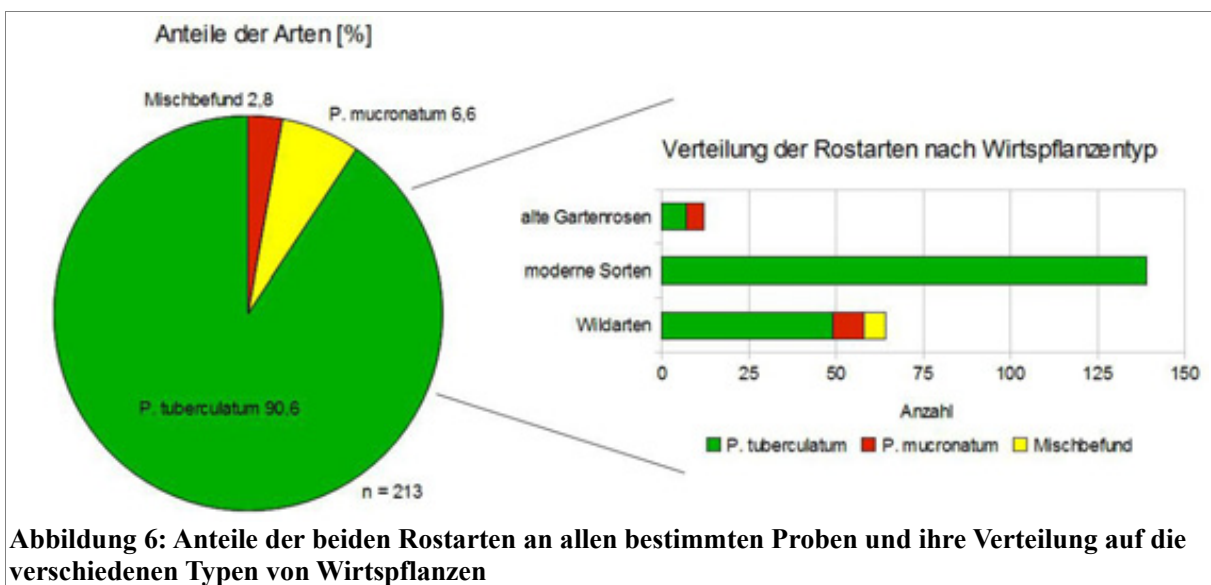
Um mögliche geographische Unterschiede im Vorkommen der beiden Arten *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* aufzeigen zu können, wurden die Standorte der Probennahmen in Regionen zusammengefasst. Die maximale Entfernung zwischen zwei Standorten innerhalb einer Region beträgt 40 Kilometer. Die Verteilung der beiden Arten in den auf diese Weise entstandenen neun Regionen ist in Abbildung 5 dargestellt. Hierzu wurden die vorhandenen GPS-Koordinaten mit Hilfe von HOFER (2012) in UTM-Koordinaten umgewandelt.



Da sich die Abbildung ausschließlich auf Deutschland bezieht, wurden zwei aus Rumänien stammende Herbarbelege nicht berücksichtigt. Auch wurden die zwei Standorte Albige und Braunschweig, an denen weniger als drei Proben entnommen wurden, nicht abgebildet. Der Stichprobenumfang jeder Region korreliert mit der Größe der Tortendiagramme. Die Daten, die den Abbildung zu Grunde liegen, können Anhang E entnommen werden.

### Verteilung nach Wirtspflanzentyp

Das Verhältnis der beiden Arten zueinander bezogen auf alle bestimmten Proben ist in Abbildung 6 dargestellt. Zusätzlich wurde eine Einteilung der beprobten Rosen in Wildarten, alte Gartenrosen – abgeglichen mit SCHULTHEIS (2012) – und moderne Sorten vorgenommen, da auch eine Betrachtung der jeweiligen Wirtspflanzen sinnvoll ist. Da bei einigen beprobten Pflanzen, die aus dem öffentlichen Grün stammen, nicht eindeutig zu klären war, ob es sich um die Naturform *Rosa rugosa* oder eine abgeleitete Kultursorte handelt, wurden diese als moderne Kulturosen eingeordnet.



**Abbildung 6: Anteile der beiden Rostarten an allen bestimmten Proben und ihre Verteilung auf die verschiedenen Typen von Wirtspflanzen**

Insgesamt wurde bei etwa 91 % der Proben eine Infektion durch *P. tuberculatum* nachgewiesen. An modernen Kulturosen war *P. tuberculatum* als einzige Art zu finden. Auch bei den untersuchten Wildrosen ist diese Art dominierend. Der Anteil von *P. mucronatum* ist hier mit etwa 15 % jedoch deutlich höher als bei der Gesamtbetrachtung der Proben. Mischinfektionen aus beiden Arten wurden ausschließlich an Wildrosen festgestellt. Lediglich bei den alten Gartenrosen wurden die beiden Arten in einem annähernd gleichen Verhältnis von 58,3 % zu 41,7 % nachgewiesen.

An sieben Herbarbelegen – aufgelistet in Anhang F – war der häufig bereits im Juni zu beobachtende, teilweise stark ausgeprägte Rostbefall nicht auf die Interkostalflächen der Blätter beschränkt (siehe Abbildung 2). In vier dieser Fälle wurde *P. mucronatum* als alleiniger Verursacher identifiziert, bei den restlichen drei Proben wurde eine Mischinfektion festgestellt.

## 5 Diskussion

### 5.1 Praxistauglichkeit des Schnelltests

Grundsätzlich stellt der von RÖHL (2011) entwickelte PCR-Schnelltest eine aussichtsreiche Alternative zur DNS-Sequenzierung oder morphologischen Bestimmung dar, da innerhalb eines Arbeitstages eindeutige Ergebnisse erzielt werden können.

#### PCR-Analyse

Durch die Vereinheitlichung der Annealing-Temperatur sowie den Verzicht auf einen *nested* PCR-Ansatz konnten der nötige Zeit- und Materialaufwand für die Durchführung des Schnelltests minimiert werden. Die Verwendung zweier getrennter PCR-Ansätze für die beiden Primerpaare ermöglicht eine vereinfachte Auswertung der entstandenen Gelbilder, da der Artnachweis allein durch das Vorhandensein einer Bande unabhängig von der Größe der entstandenen DNS-Fragmente möglich ist (siehe Abbildung 3). Alternativ könnte eine Multiplex PCR, die Verwendung eines gemeinsamen PCR-Ansatzes für beide Primerpaare, zur weiteren Reduktion des eingesetzten Aufwandes geprüft werden (HENEGARIU et al. 1997). Die Basis der Artunterscheidung wäre in diesem Fall die exakte Unterscheidung der entstandenen DNS-Fragmente im Gelbild anhand ihrer Länge.

#### DNS-Isolation

Die geringere Eignung von Teleutosporen als Ausgangsmaterial, verglichen mit Sporen anderer Phasen, lässt sich auf ihre Funktion als Überdauerungsorgan (GÄUMANN 1959) zurückführen, die eine besondere Widerstandsfähigkeit gegenüber physikalischen und chemischen Belastungen vermuten lässt. Geringe Isolationserfolge von etwa 75 % können vermutlich auf die anteilige Verwendung von Teleutosporen zurückgeführt werden. Erfolge zwischen 95 und 100 % wurden erzielt, wenn ausschließlich Lager und Sporen der Uredo-beziehungsweise Aecidiophase verwendet wurden.

---

Ein wesentlicher Grund für die bessere Eignung der Uredo- und Aecidiosporen ist wahrscheinlich die von LAUNDON und RAINBOW (1969a) sowie LAUNDON und RAINBOW (1969b) beschriebene, um den Faktor 2 bis 4 geringere Wandstärke im Vergleich zu den Teleutosporen (5-6 µm).

Bei zwei Isolationsvorgängen wurden weniger als 30 % aller Proben erfolgreich isoliert, ein weiterer Durchgang blieb vollkommen erfolglos. Fehler innerhalb der PCR-Analysen können als Ursache ausgeschlossen werden, da stets eine Absicherung mit Hilfe der Positivkontrollen stattfand. Darüber hinaus verlief eine Wiederholung mit verdoppeltem Isolat-Gehalt [2µl/25µl] ebenfalls ergebnislos. Unter Berücksichtigung der zeitlichen Nähe der entsprechenden Isolationstermine zueinander erscheinen die zur Isolation genutzten Reagenzien als wahrscheinlichste Fehlerquelle. Insbesondere die verwendete Proteinase wurde während der Isolationsvorgänge mehrfach verbraucht und entsprechend den Herstellerangaben mit 1,5 ml doppelt destilliertem Wasser neu angesetzt.

#### Detektion von Mischinfektionen und weiteren *Phragmidium*-Arten

Die Wirtspflanzen potentieller Mischinfektionen befanden sich in zumeist direkter Nachbarschaft zu ausschließlich von *P. tuberculatum* befallenen Rosen. Es ist daher nicht auszuschließen, dass von dort stammende Sporen bei der Probennahme mit erfasst wurden und somit keine tatsächlichen Mischinfektionen zu Stande gekommen sind. Die eindeutige morphologische Identifikation von *P. rosae pimpinellifoliae* auf einem Rosenblatt mit *P. tuberculatum* (AH-DO-231) ist jedoch ein Beleg dafür, dass Mischinfektionen natürlicherweise vorkommen. Der Schnelltest des DNS-Isolates AH231b blieb zwar erwartungsgemäß ohne Ergebnis, ob dies jedoch allein auf die Spezifität der Primer zurückzuführen ist, konnte nicht mit Bestimmtheit geklärt werden. Da die DNS-Isolation auf die kastanienbraunen Teleutosporen als Ausgangsmaterial beschränkt war, kann auch eine fehlgeschlagene Isolation als Erklärung nicht vollkommen ausgeschlossen werden. Weitere Untersuchungen – falls möglich mit einem größeren Stichprobenumfang der Arten *P. rosae pimpinellifoliae* oder *P. fusiforme* – wären sinnvoll, um das Verhalten des Schnelltests gegenüber anderen *Phragmidium*-Arten als *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* abschließend beurteilen zu können.

Der Nachweis der simulierten Mischinfektionen aus *P. tuberculatum* und *P. mucronatum* war nur teilweise erfolgreich. Die unzureichende Detektion von *P. mucronatum* ist möglicherweise auf die geringere Größe der Uredolager im Vergleich zu *P. tuberculatum* zurückzuführen, was den Angaben von GÄUMANN (1959) widerspricht. Es ist daher davon auszugehen, dass der Anteil von *P. tuberculatum* am eingesetzten Ausgangsmaterial in allen Versuchsvarianten überproportional hoch ausgeprägt war. Da die festgestellten Größenunterschiede den natürlichen Verhältnissen entsprechen, liegt jedoch kein Fehler im Versuchsaufbau vor. Es ist demnach anzunehmen, dass in der durchgeführten Form die Nachweisgrenze des PCR-Schnelltests für Mischinfektionen erreicht wurde.

Diese Annahme wird auch durch die Sequenzierungsergebnisse der Probe AH10 gestützt. Die in diesem Fall vermutlich sehr geringen Anteile der *P. tuberculatum*-DNS konnten nur mit Hilfe der zum Nachweis minimaler DNS-Gehalte geeigneten *nested* PCR-Analyse (LANGRELL 2004) in dem Maße amplifiziert werden, dass sie auf dem Gelbild erkennbar wurden. Beim Standard-Schnelltest ist möglicherweise ebenfalls ein PCR-Produkt in sehr geringer Konzentration entstanden, das auf dem Gelbild jedoch nicht zu sehen war. Die Abwesenheit von Banden auf dem Agarosegel ist nach Einschätzung von LEESE und HELD (2011) nicht zwingend gleichbedeutend mit dem Fehlen von DNS, die durch eine anschließende Sequenzierung unter Umständen dennoch nachgewiesen werden kann.

Da diese Konstellation in nur einem Fall festgestellt wurde, sind folgende Erklärungen beziehungsweise Konsequenzen für das zukünftige Vorgehen denkbar:

(1) Es liegen möglicherweise weitere, mit Hilfe des Standard-Schnelltests nicht detektierte Mischinfektionen in den DNS-Isolaten vor. Diese konnten durch die Sequenzierung nicht nachgewiesen werden, da zur Überprüfung der eindeutig mittels Schnelltest identifizierten Proben jeweils nur das PCR-Produkt mit den entsprechenden Primern zur Sequenzierung gegeben wurde, das zuvor durch eine Bande auf dem Gelbild bestimmt worden war. Bei dem PCR-Ansatz des jeweils anderen Primerpaares wurde auf Grund der fehlenden Banden davon ausgegangen, es seien keine zu sequenzierenden Amplifikate vorhanden. Aus diesem Grund und aus ökonomischen Erwägungen wurde auf die Sequenzierung dieser Teilproben verzichtet. Um diese These potentieller, minimaler Mischinfektionen zu verifizieren, wäre eine größer angelegte Überprüfung beider Schnelltest-Produkte – unabhängig von sichtbaren Banden – mittels DNS-Sequenzierung nötig.

(2) Die entsprechende Probe (AH10) stammt aus dem ersten durchgeführten Isolationsvorgang, bei dem die Verwendung möglichst vieler Sporenlager im Vordergrund stand. Im Zuge der späteren Isolationen wurde die Anzahl der verwendeten Lager von acht bis zwölf auf maximal drei bis vier reduziert. Daher ist für die meisten DNS-Isolate eine erheblich verringerte Wahrscheinlichkeit unbemerkter Mischinfektionen anzunehmen. Einerseits sinkt durch die geringere Gesamtanzahl der verwendeten Lager die Wahrscheinlichkeit, eine zweite, möglicherweise in der Minderheit auf dem Herbarbeleg vorhandene *Phragmidium*-Art zu erfassen. Andererseits nimmt die Wahrscheinlichkeit einer erfolgreichen Bestimmung von Mischinfektionen mittels Schnelltest zu, da sich innerhalb des Isolates ein ausgeglicheneres Verhältnis der beiden Arten zueinander ergäbe.

Der PCR-Schnelltest ohne *nested*-Ansatz ist dazu geeignet, die vorherrschende der beiden *Phragmidium*-Arten innerhalb eines DNS-Isolates eindeutig zu identifizieren. Mischinfektionen, bei denen beide Arten in einem ähnlichen Verhältnis zueinander stehen, werden ebenfalls detektiert. Die Praxisrelevanz der Detektion auch in minimalen Anteilen im DNS-Isolat vorhandener Mischinfektionen ist – zumindest unter gartenbaulichen Aspekten – zu vernachlässigen. Sollte eine Bestimmung in dieser Genauigkeit dennoch erforderlich sein, ist die Anwendung eines *nested* PCR-Ansatzes unter Umständen unverzichtbar. Der Nachweis aller potentiellen Mischinfektionen auf einer Pflanze ist mit keiner der in Frage kommenden Bestimmungsmethoden zu realisieren, da in jedem Fall nur eine Stichprobe aus der Vielzahl der vorhandenen Sporenlager – also der tatsächlich vorhandenen Diversität – bearbeitet werden kann (LEESE und HELD 2011).

## 5.2 Ergebnisse des Schnelltests zur Identifizierung der Rosenrostarten

Eindeutige regionale Unterschiede im Auftreten der beiden untersuchten Arten konnten nicht festgestellt werden. In den meisten Fällen ist *P. tuberculatum* entsprechend der Gesamtbetrachtung die dominierende Art. Nennenswerte Anteile von *P. mucronatum* oder Mischbefunden konnten lediglich in drei Gebieten mit einem sehr geringen Stichprobenumfang von  $n \leq 5$  ermittelt werden. Die Aussagekraft dieser Beobachtungen ist daher sehr begrenzt. Eindeutige Auffälligkeiten werden hingegen bei einer Unterteilung der identifizierten Proben in verschiedene Wirtspflanzentypen erkennbar. An modernen Kulturrosen und den Sortenkandidaten der Züchter wurde – übereinstimmend mit den Untersuchungen von KRAUTHAUSEN (2011) und den Angaben von SHATTOCK (2003) für *Rosa rugosa*-Sorten – ausschließlich *P. tuberculatum* nachgewiesen. Das Vorkommen von

*P. mucronatum* scheint auf alte Gartenrosen – beispielsweise Sorten der Alba-Gruppe (AH-BO-0, AH-OS-67) gemäß SHATTOCK (2003) – und Wildarten beschränkt zu sein.

Erwartungsgemäß (MÜLLER 1886, SHATTOCK 2003) wurde *P. mucronatum* an allen Proben, bei denen Aecidiolager an Früchten, Blattadern und Sprosssteilen ausgeprägt waren, mindestens in Form einer Mischinfektion nachgewiesen. In Verbindung mit dem frühzeitig beobachteten, starken Rostbefall (MÜLLER 1886) kann in diesen Fällen von einer systemischen Infektion ausgegangen werden. Die teilweise festgestellte Anwesenheit von *P. tuberculatum* kann auf den Mischproben-Charakter der DNS-Isolate zurückgeführt werden, für die neben den für *P. mucronatum* typischen Aecidiosporen auch Sporenlager von den Blattflächen entnommen wurden.

### Entwicklungen und gartenbauliche Bedeutung

In den Untersuchungen von RITZ et al. (2005) stellte *P. mucronatum* mit 66 % den signifikant größeren Anteil an den Infektionen der untersuchten Hundsrosen dar. RITZ et al. (2005) führten das seltenere Vorkommen von *P. tuberculatum* auf die enge Verwandtschaft dieser Art zu *Rubus*-parasitierenden *Phragmidium*-Arten zurück. *P. tuberculatum* müsse demnach die Fähigkeit zur Infektion von *Rosa*-Arten durch einen so genannten Wirtssprung erlangt haben. Die Autoren vermuteten eine daraus resultierende, geringere Adaption an Rosen als Wirtspflanzen verglichen mit *P. mucronatum*.

Ein Vergleich mit den Ergebnissen dieser Untersuchung, in der *P. tuberculatum* mit einem Anteil von etwa 77 % als vorherrschende Art im Vergleich zu *P. mucronatum* mit etwa 14 % an Wildrosen bestimmt wurde, deutet auf eine erhebliche Verschiebung in der Artenzusammensetzung zu Gunsten von *P. tuberculatum* hin. Zeitgleich mit der festgestellten Zunahme von *P. tuberculatum* an Wildrosen seit 2005 hat sich die Rosenrost-Problematik im Gartenbau verschärft (PROLL 2012, E-Mail, GEYER 2012, persönliche Kommunikation). Außerdem wurde an den gartenbaulich relevanten Wirtspflanzen – den modernen Kulturrosen und den Sortenkandidaten der Züchter – ausschließlich *P. tuberculatum* nachgewiesen. *P. mucronatum* scheint – abgesehen von den Wildarten – auf alte Gartenrosen beschränkt zu sein und Rosenrost wurde in der jüngeren Vergangenheit für die gärtnerische Praxis nicht als problematisch beschrieben. Es ist daher von einer allgemein hohen Widerstandsfähigkeit moderner Kulturrosen gegenüber *P. mucronatum* auszugehen. Eindeutige Erkenntnisse zu Rostresistenzen an Rosen liegen jedoch nicht vor (DE VRIES und DUBOIS 2001).



### Mögliche Ursachen für die Zunahme von *Phragmidium tuberculatum*

Als mögliche Ursache für die Zunahme der beobachteten Infektionen durch *P. tuberculatum* ist zunächst die Entwicklung resistenter Typen (GEYER 2012, persönliche Kommunikation, KRAUTHAUSEN 2011) denkbar. Auch im Zuge dieser Arbeit konnte trotz vorhergehender Behandlung der Kulturrosen mit Fungiziden – zum Beispiel beim Bundessortenamt in Hannover – ein Befall mit *P. tuberculatum* festgestellt werden. Um das potentielle Resistenzrisiko abschätzen zu können, müssen sowohl Merkmale des Erregers als auch der eingesetzten Wirkstoffe berücksichtigt werden (MEHL und STENZEL 2008). Die zur Bekämpfung von Rosenrost hauptsächlich eingesetzten Wirkstoffe gehören zu den Strobilurinen, Azolen und Dithiocarbamaten (REINERS 2011).

Bei den Strobilurinen handelt es sich um *quinone outside inhibitors* (QoI), die spezifisch in die Atmungskette eingreifen und daher *single site inhibitors* darstellen (HALLMANN et al. 2007). Bei der zu erwartenden Resistenzentwicklung gegenüber *single site inhibitors* handelt es sich um eine disruptive oder qualitative Resistenz, die mit einem völligen, meist irreversiblen Wirkungsverlust verbunden ist (HALLMANN et al. 2007). GRASSO et al. (2006) konnten zeigen, dass eine Resistenzbildung von Rostpilzen gegenüber dieser Wirkstoffklasse trotz ihrer schnellen Verbreitung und hohen Sporulation (BRENT und HOLLOMON 2007) sehr unwahrscheinlich ist. Die spezifische, Resistenz induzierende Punktmutation, die für andere Pathogene nachgewiesen wurde, hat für Rostpilze – untersucht an der Gattung *Puccinia* – letale Folgen (GRASSO et al. 2006).

Bei den Azolen handelt es sich um Hemmstoffe der Ergosterolbiosynthese (HALLMANN et al. 2007), die eine quantitative oder graduelle Resistenz (MEHL und STENZEL 2008) hervorrufen können. Der damit verbundene Wirkungsverlust erfolgt schrittweise (= *shifting*) und ist meist reversibel, weshalb das Resistenzrisiko der Azole als moderat eingestuft wird (MEHL und STENZEL 2008). Die Dithiocarbamate schließlich zeichnen sich nach HALLMANN et al. (2007) auf Grund ihres *multi site*-Wirkmechanismus durch ein sehr geringes Resistenzrisiko aus.

Eine Förderung quantitativer Resistenzen durch subletale Wirkstoffdosen (HALLMANN et al. 2007), die auch als Folge unzureichender Applikationstechnik (KRAUTHAUSEN 2011) und begrenzter Erreichbarkeit der infizierten Pflanzenteile (GEYER 2012, persönliche Kommunikation, REINERS 2011) denkbar sind, könnten eine Resistenzbildung bei *P. tuberculatum* gegenüber Azolen und möglicherweise Dithiocarbamaten gefördert haben.

---

Gezielte Untersuchungen sind nötig, um zu überprüfen, inwiefern eine Entwicklung resistenter, aggressiver *P. tuberculatum*-Typen stattgefunden hat und ob möglicherweise andere als die von GRASSO et al. (2006) nachgewiesenen Resistenzmechanismen gegenüber Strobilurinen denkbar sind.

Die Ursache der früher im Jahr beginnenden Rostinfektionen (KRAUTHAUSEN 2011) ist bisher ebenfalls unklar. Vermutlich unterscheidet sich *P. tuberculatum* durch einen früheren Zeitpunkt der Primärinfektion von *P. mucronatum*. Die von MÜLLER (1886) beschriebenen Zeiträume für das erste Sichtbarwerden der Aecidien im Frühling scheinen für *P. mucronatum* auf systemische Infektionen begrenzt zu sein, da der stärkste Infektionsdruck nach GÄUMANN (1959) erst im Spätsommer/Herbst zu erwarten ist. Die Zunahme von *P. tuberculatum* wäre in diesem Fall zugleich die Erklärung für den früheren Rostbefall. Aber auch mögliche Klimaveränderungen könnten den früher einsetzenden Rostbefall beeinflussen. Zur Überprüfung dieser These wäre ein Abgleich mit den Klimadaten der in Frage kommenden Jahre nötig. Da jedoch keine umfassende Dokumentation des Auftretens von Rosenrost für diesen Zeitraum vorliegt, wäre die Aussagekraft der Untersuchung sehr begrenzt und auf Tendenzen beschränkt.

Im Rahmen von Populationsstudien ist der Ursprung der Zunahme von *P. tuberculatum* von großem Interesse. An dieser Stelle können nur Vermutungen darüber angestellt werden, ob die Ausbreitung dieser Art von den Kultur- oder den Wildrosen auf die jeweils andere Gruppe ausging. Beide Szenarien sind denkbar. Vermutlich haben sich auf den Kulturrosen fungizid-resistente *P. tuberculatum*-Typen entwickelt, die auf Grund eines früheren Auftretens im Jahr und einer möglicherweise stärker ausgeprägten Virulenz *P. mucronatum* auf den Wildrosen zunehmend verdrängen. Es ist jedoch auch denkbar, dass auf den Wildarten die Entwicklung aggressiverer Typen von *P. tuberculatum* stattgefunden hat, durch die diese erst in der Folge zur Infektion der Kulturrosen befähigt wurden.

Auch wenn die Aufklärung bereits vergangener Vorgänge auf Grund der geringen Datenlage erschwert ist, bietet der PCR-Schnelltest die Möglichkeit, zukünftige Entwicklungen zeitnah und kostengünstig zu erfassen.

## 6 Zusammenfassung

Rostpilze sind bedeutende Schaderreger in Landwirtschaft und Gartenbau. Rosenroste der Gattung *Phragmidium* waren bisher von geringer gartenbaulicher Relevanz. Beobachtungen der letzten Jahre weisen jedoch auf eine Verschärfung der Rost-Problematik an Rosen in Deutschland hin, von der besonders die Rosenzüchtung sowie die Produktion von Freiland-Schnittrosen betroffen zu sein scheinen.

Eine Unterscheidung der beiden hauptsächlich in Deutschland vorkommenden Arten *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* kann dazu beitragen, Pflanzenschutzmaßnahmen dem jeweiligen Schaderreger möglichst genau anzupassen. Eine Bestimmung anhand morphologischer Merkmale ist auf Grund der ausgeprägten Ähnlichkeit jedoch äußerst schwierig. Ein von RÖHL (2011) entwickelter PCR-Schnelltest soll eine eindeutige und gleichzeitig kostengünstige Artunterscheidung im Zuge von Populationsstudien ermöglichen. Im Rahmen dieser Arbeit wurde daher die Praxistauglichkeit dieses Schnelltests überprüft und optimiert.

Die Probennahme fand hauptsächlich in Nordrhein-Westfalen, Niedersachsen, Schleswig-Holstein und Hamburg sowohl an Wild- als auch Kulturrosen statt. Mit Hilfe des PCR-Schnelltests konnten 213 DNS-Isolate erfolgreich bestimmt werden. Insgesamt war *P. tuberculatum* mit einem Anteil von etwa 91 % die häufigste Art. Regionale Unterschiede im Vorkommen der beiden Arten wurden nicht ermittelt. An modernen Kulturrosen konnte ausschließlich *P. tuberculatum* nachgewiesen werden, das Auftreten von *P. mucronatum* sowie von Mischinfektionen aus beiden Arten war auf Wildarten und alte Gartenrosen beschränkt. Auch an Wildarten wurde *P. tuberculatum* – anders als bei früheren Untersuchungen – mit einem Anteil von etwa 77 % als dominierende Art ermittelt.

Die Zunahme der Rost-Problematik im Gartenbau sowie die Verschiebung der Artzusammensetzung zu Gunsten von *P. tuberculatum* an Wildrosen erfolgten zeitgleich und sind möglicherweise auf die Entstehung fungizid-resistenter Typen von *P. tuberculatum* zurückzuführen.

Für zukünftige Untersuchungen stellt der PCR-Schnelltests eine kostengünstige Möglichkeit zur eindeutigen Differenzierung zwischen *P. mucronatum* und *P. tuberculatum* dar. Er bietet somit eine interessante Alternative zur bisher notwendigen DNS-Sequenzierung.

## 7 Abstract

In the past rust fungi of the genus *Phragmidium* were of minor importance for rose breeding and cultivation. Recently rose breeders, advisors and some producers have noticed a considerable increase in frequency and severity of occurrence of rust on roses. In order to distinguish between the two most common species in Germany – *P. mucronatum* and *P. tuberculatum* – a species specific PCR rapid test was developed by RÖHL (2011). The primary object of this study was the validation and optimization of this test.

Leaf samples were taken from wildroses as well as from rose varieties. Using the rapid test 213 DNA samples of *Phragmidium* species could be determined. *P. tuberculatum* was found most frequently (91 %). No geographical differences between the occurrence of the two species were detected. Remarkably modern rose varieties were only infected by *P. tuberculatum*. *P. mucronatum* and combinations of both species seem to be restricted to wildroses and "old garden roses". In contrast to former investigations *P. tuberculatum* was the prevailing species on wildroses (77 %), while only 15 % of the infections were caused by *P. mucronatum*. Probably there is a correlation between the increase of *P. tuberculatum* on rose species and the heightened horticultural importance of rust on roses. One possible reason could be the development of fungicide-resistant strains of *P. tuberculatum*, but further investigation will be required.

The study shows that the PCR rapid test offers an interesting alternative to the more expensive DNA sequencing in future.

## 8 Literaturverzeichnis

- AIME, M. C., MATHENY, P. B., HENK, D. A., FRIEDERS, E. M., NILSSON, R. H., PIEPENBRING, M., MC LAUGHLIN, D. J., SZABO, L. J., BEGEROW, D., SAMPAIO, J. P., BAUER, J., WEISS, M., OBERWINKLER, F., HIBBETT, D. (2006): An overview of the higher level classification of Pucciniomycotina based on combined analyses of nuclear large and small subunit rDNA sequences. In: *Mycologia* 98 (6): 896-905. 2006 (98 (6)), S. 896–905.
- AUSTIN, D. (1990): The heritage of the Rose. 2. Aufl. Woodbridge, Suffolk: Antique Collectors' Club Ltd.
- BEALES, P. (1985): Classic Roses. An illustrated encyclopaedia and grower's manual of old roses, shrub roses and climbers. London: Collins Harvill.
- BEGEROW, D., NILSSON, H., UNTERSEHER, M., MAIER, W. (2010): Current state and perspectives of fungal DNA barcoding and rapid identification procedures. In: *Appl. Microbiol. Biotechnol.*
- BETTIN, A. (2010): Kulturtechniken im Zierpflanzenbau. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.
- BIRKEN, S., GRENZHEUSER, W.: Königin der Blumen. Die Wildrosen des Kreises Steinfurt. Hg. v. Stadtmuseum Ibbenbüren. Online verfügbar unter [www.stadtmuseum-ibbenbueren.de/natur\\_kulturraum\\_ibbenbueren2.htm](http://www.stadtmuseum-ibbenbueren.de/natur_kulturraum_ibbenbueren2.htm), zuletzt geprüft am 04.09.2012.
- BOUGHY, A. S. (1948): The ecology of fungi which cause economic plant disease. In: *Transactions British Mycological Society*, S. 179–189.
- BRENT, K. J., HOLLOMON, D. W. (2007): Fungicide resistance in crop pathogens: How can it be managed? 2. Aufl.: Fungicide Resistance Action Committee (FRAC Monograph, 1).
- CAIRNS, T. (2003): Horticultural Classification Schemes. In: A.V Roberts (Hg.): Encyclopedia of Rose science. Unter Mitarbeit von DEBENER, T. und GUDIN, S. 3 Bände. London: Elsevier Academic Press, S. 117–124.
- CUMMINS, G.B, HIRATSUKA, Y. (2003): Illustrated Genera of Rust Fungi. 3. Aufl. St. Paul, Minnesota: American Phytopathological Society Press.

- 
- DIEFFENBACH, C. W., LOWE, T. M., DVEKSLER, G. S. (1993): General concepts for PCR primer design. In: *Genome Research* (3), S. 30–37.
- DRUMMOND, A. J., ASHTON, B., BUXTON, S., CHEUNG, M., COOPER, A., DURAN, C. (2011): Geneious v5.4. Online verfügbar unter <http://www.geneious.com>.
- GÄUMANN, E. (1959): Die Rostpilze Mitteleuropas mit besonderer Berücksichtigung der Schweiz. Bern: Büchler.
- GEYER, U. (2012): Bedeutung und Bekämpfung von Rosenrosten in der Praxis. Albig 07.09.2012, Telefonat.
- GRASSO, V., PALERMO, S., SEROTZKI, H., GARIBALDI, A., GISI, U. (2006): Cytochrome b gene structure and consequences for resistance to Qo inhibitor fungicides in plant pathogens. In: *Pest Management Science* (62), S. 465–472.
- HALLMANN, J., QUADT-HALLMANN, A., VON TIEDEMANN A. (2007): Phytomedizin. Grundwissen Bachelor. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.
- HENEGARIU, O., HEEREMA, N. A., DLOUGHY, S.R., VANCE, G. H., VOGT, P. H. (1997): Multiplex PCR: Critical Parameters and Step-by-Step Protocol. In: *BioTechniques* 1997 (23),: S. 504-511
- HIBBETT, D., BINDER, M., BISCHOFF, J.F, BLACKWELL, M., CANNON, P.F. ERIKSSON O.E, HUHNDORF, et al. (2007): A higher-level phylogenetic classification of the Fungi. In: *mycological research*, S. 509–547.
- HOFER, T.: Online Koordinaten-Umrechner. Online verfügbar unter [www.deine-berge.de/Rechner/Koordinaten](http://www.deine-berge.de/Rechner/Koordinaten).
- HOPPLE, J. S., JR., VILGALYS, R. (1999): Phylogenetic Relationships in the Mushroom Genus *Coprinus* and Dark-Spored Allies Based on Sequence Data from the Nuclear Gene Coding for the Large Ribosomal Subunit RNA: Divergent Domains, Outgroups, and Monophyly. In: *Mol. Phyl. and Evo.* 1999 (13), S. 1–19.
- HORST, R. K., CLOYD, R. A. (2007): Compendium of Rose Disease and Pests. 2. Aufl. St. Paul, Minnesota: APS Press.
- HOWDEN, J., JACOBS, L. (1969): Rust work at Bath. In: *Rose Annual*, S. 129–131.
- HOWDEN, J., JACOBS, L. (1970): Rust work at Bath. In: *Nain. Rose Soc. Rose A* (797), S. 129–131.

- 
- KORDES, W. (1977): Das Rosenbuch. Anzucht und Pflege – Verwendung der Rose. 11. Aufl. Hannover: Verlag M. & H. Schaper.
- KORTING, F. (2012): Bedeutung von Rosenrosten in der Praxis. Neustadt 07.09.2012, Telefonat.
- KRAUTHAUSEN, H.-J. (2011): Rosenrost - eine altbekannte Krankheit in neuer Stärke. 3. Pflanzenschutztag Rosen. DLR Rheinland-Pfalz. Neustadt a. d. Weinstraße / HJK 2011.
- KRÜGER, J. (2012): Bedeutung von Rosenrost in der Züchtung. Uetersen 19.07.2012, persönliche Kommunikation.
- KRÜSSMANN, G. (1986): Rosen, Rosen, Rosen: Unser Wissen über die Rose. Unter Mitarbeit von KORDES, R. und HEMER, M., 2. Aufl. Berlin und Hamburg: Verlag Paul Parey.
- KUZOFF, R. K., SWEERE, J. A., SOLTIS, D. E., SOLTIS, D. S., ZIMMER, E. A. (1998): The phylogenetic potential of entire 26S rDNA sequences in plants. In: *Mol. Biol. Evol.* 1998 (15), S. 251–263.
- LANGRELL, S. R. H. (2004): Development of a nested PCR detection procedure for *Nectaria fuckeliana* direct from Norway spruce bark extracts. In: *FEMS Microbiology Letters* 2005 (242), S. 185–193.
- LANGRELL, S. R. H., GLEN, M., ALFENAS, A. C. (2008): Molecular diagnosis of *Puccinia psidii* (guava rust) – a quarantine threat to Australian eucalypt and Myrtaceae biodiversity. In: *Plant Pathology* 2008 (57), S. 687–701.
- LAUNDON, G. F., RAINBOW, A. F. (1969a): *Phragmidium mucronatum*. Hg. v. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey (C.M.I. Description of Pathogenic Fungi and Bacteria, 204).
- LAUNDON, G. F., RAINBOW, A. F. (1969b): *Phragmidium tuberculatum*. Hg. v. Commonwealth Mycological Institute. Kew, Surrey (C.M.I. Description of Pathogenic Fungi and Bacteria, 208).

---

LEEN, L., VAN HUYLENBROECK, J. (2007): Identification and Occurrence of Rust Species (*Phragmidium* spp.) on Roses in Europe. In: H. B. Pemberton (Hg.): ISHS: Acta Horticulturae 751. IV International Symposium on Rose Research and Cultivation, Bd. 751. Santa Barbara, S. 241–246.

Online verfügbar unter [www.actahort.org/books/751/751\\_30.htm](http://www.actahort.org/books/751/751_30.htm).

LEESE, F., HELD, C. (2011): Analyzing intraspecific genetic variation: a practical guide using mitochondrial DNA and microsatellites. In: HELD, C., KOENEMANN S., SCHUBART, C. (Hg.): Phylogeography and Population Genetics. in Crustaceae, Crustacean Issues Vol 19, CRC Press, Boca Raton

LEYHE, U. (2012): Re: Bachelorarbeit an der HS Osnabrück zum Thema Rost an Rosen. Weihenstephan 08.08.2012, E-Mail.

MAIER, W. (2012): PCR-Bedingungen bei der Arbeit mit Rostpilzen. Braunschweig 2012, persönliche Kommunikation.

MAIER, W., BEGEROW, D., WEISS, M., OBERWINKLER, F. (2003): Phylogeny of the rust fungi: an approach using nuclear large subunit ribosomal DNA sequences. In: *Canadian Journal of Botany* 2003 (81), S. 12–23.

MEHL, A., STENZEL, K. (2008): Resistenzmanagement zur Erhaltung der Wirksamkeit von Pflanzenschutzmitteln in der Praxis - am Beispiel der Fungizide. In: VON TIEDEMANN, A. und FELDMANN, F. (Hg.): Pflanzenproduktion im Wandel - Wandel im Pflanzenschutz. Braunschweig, S. 122–137.

MÖLLER, H. (2012): Bedeutung von Rosenrost in der ADR-Sichtung Thiensen 17.07.2012, Telefonat.

MONCALVO, J. M., WANG, H. H., HSEU, R. S. (1995): Phylogenetic relationships in *Ganoderma* inferred from the international transcribed spacers and 25S ribosomal DNS sequences. In: *Mycologia* 98 (6): 896-905. (87), S. 223–238.

MÜLHARDT, C. (2006): Der Experimentator. Molekularbiologie/Genomics. 5. Aufl. Heidelberg: Spektrum Akademischer Verlag.

MÜLLER, J. (1886): Die Rostpilze der Rosa und Rubusarten und die auf ihnen vorkommenden Parasiten, Dissertation. Friedrich-Wilhelms-Universität, Berlin.



MULLIS, K., FALOONA, F., SCHARF, S., SAIKI, R., HORN, G., ERLICH, H. (1986): Specific enzymatic amplification of DNA in vitro: the polymerase chain reaction. In: *Cold Spring Harb Symp Quant Biol.* 51pt 1:263-273. (51), S. 263–273.

PflSchG (2012): Gesetz zum Schutz der Kulturpflanzen (Pflanzenschutzgesetz – PflSchG) vom 06. Februar 2012 (BGBl. I S. 148, 1281)

§ 3 Abs. 1 Gute fachliche Praxis und integrierter Pflanzenschutz

§ 17 Anwendung von Pflanzenschutzmitteln auf Flächen, die für die Allgemeinheit bestimmt sind, online verfügbar unter [www.gesetze-im-internet.de/bundesrecht/pflschg\\_2012/](http://www.gesetze-im-internet.de/bundesrecht/pflschg_2012/), zuletzt geprüft am 24.09.2012

PROLL, T. (2010): Die Kunst der Rosenzüchtung. In: A. Throll (Hg.): Rosen. Die besten Sorten europäischer Züchter. Mit mehr als 650 Sorten im Porträt. Stuttgart: Franckh-Kosmos-Verlags GmbH & Co.

PROLL, T. (2012): Bedeutung von Rosenrosten in der Züchtung. Klein Offenseth-Sparrieshoop 17.05.2012, E-Mail.

PROLL, T. (2012): Bedeutung von Rosenrost in der Züchtung. Klein Offenseth-Sparrieshoop 20.07.2012, persönliche Kommunikation.

RAAB, S. (2012): Rosenrost an Freilandschnittrosen 14.08.2012, Telefonat

REINERS, S. (2011): Rosenrost - ein altbekannter Erreger in neuer Stärke. 3. Pflanzenschutztag Rosen. Beratungsgemeinschaft für Gartenbau und Landwirtschaft. Neustadt a. d. Weinstraße / HJK 2011.

RITZ, C. (2005): Evolution von Hundsrosen (*Rosa L. sect. Caninae* (DC.) Ser.), Dissertation. Friedrich-Schiller-Universität, Jena. Biologisch-Pharmazeutische Fakultät.

RITZ, C. M., MAIER, W., OBERWINKLER, F., WISSEMANN, V. (2005): Different evolutionary histories of two *Phragmidium* species infecting the same dog rose hosts. In: *Mycol. Res.* 109 (5): 603-609. 2005 (109 (5)), S. 603–609.

RÖHL, O. (2011): Artspezifischer PCR-Schnelltest zur Differenzierung von *Phragmidium tuberculatum* und *Phragmidium mucronatum*, Bachelorarbeit. Ruhr-Universität, Bochum. Fakultät für Biologie und Biotechnologie.

SCHMEDES (2012): Rosenrost im Rosarium Uetersen 20.07.2012, Telefonat.

- 
- SCHMIDTNER, W. (2012): AW: Bachelorarbeit an der HS Osnabrück zum Thema Rost an Rosen. Geisenheim 09.08.2012, E-Mail.
- SCHULTHEIS, H. (1996): Rosen. Die besten Arten und Sorten für den Garten. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.
- SCHULTHEIS, C. (2012): [www.rosenhof-schultheis.de/Rosen/Historische\\_Rosen/index.html](http://www.rosenhof-schultheis.de/Rosen/Historische_Rosen/index.html)
- SCHWER, C. S. (2006): Impact of Foliar Fungi on Dogroses. Effekten av bladsvampsjukdomar hos nyponrosor, Masterarbeit. Swedish University of Agricultural Sciences, Kristianstad, Department of Crop Science.
- SHATTOCK, R. C. (2003): Rust. In: A.V Roberts (Hg.): Encyclopedia of Rose science, Bd. 1. Unter Mitarbeit von DEBENER, T. und GUDIN, S.. 3 Bände. London: Elsevier Academic Press, S. 165–169.
- SPELLERBERG, B. (2011): Leitfaden für die Durchführung der ADR. Online verfügbar unter [www.adr-rose.de](http://www.adr-rose.de).
- SPELLERBERG, B. (2012): Bedeutung der Rosenroste in der Registerprüfung. Hannover 18.07.2012, persönliche Kommunikation.
- STROBEL, K.-J. (2006): Alles über Rosen. Verwendung | Sorten | Praxis. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.
- STROBEL, K.-J, Markley, R. (2001): BdB-Handbuch. Rosen - Eigenschaften und Verwendungsbereiche. 5. Aufl.: BdB (Grün ist Leben).
- TÄCKHOLM, J.D (1920): On the cytology of the genus Rosa. A preliminary note. In: *Svensk Botanisk Tidskrift* 1920 (14), S. 300–311. zitiert in RITZ, C.M, MAIER, W., OBERWINKLER, F., WISSEMANN, V. (2005): Different evolutionary histories of two *Phragmidium* species infecting the same dog rose hosts. In: *Mycol. Res.* 109 (5): 603-609. 2005 (109 (5)), S. 603–609.
- THROLL, A. (2010): Die schönsten Rosen. Die Rosenklassen und ihre Verwendung im Garten. In: A. Throll (Hg.): Rosen. Die besten Sorten europäischer Züchter. Mit mehr als 650 Sorten im Porträt. Stuttgart: Franckh-Kosmos-Verlags GmbH & Co., S. 84–231.
- VILGALYS, R., HESTER, M. (1990): Rapid Genetic Identification and Mapping of Enzymatically Amplified Ribosomal DNA from Several Cryptococcus Species. In: *JOURNAL OF BACTERIOLOGY* 8 (172), S. 4238–4246.

- 
- DE VRIES, D.P (2000): Fungus-resistant roses: Fact or fake? In: A. Cadic (Hg.): Proceedings of the 19th International Symposium. Improvement Ornamental Plants, Bd. 508 (Acta Horticulturae, 508).
- DE VRIES, D.P, DUBOIS, L. A. M. (2001): Development in breeding for horizontal and vertical fungus resistance in roses. In: J. van Huylenbroeck (Hg.): Acta Horticulturae. Proceedings of the XX. Symposium on New Ornamentals, Bd. 552.
- WAHYUNO, D., KAKISHIMA, M., ONO, Y. (2001): Morphological analyses of urediniospores and teliospores in seven species on ornamental roses. In: *Mycoscience* 2001 (42), S. 519–533.
- WAHYUNO, D., KAKISHIMA, M., ONO, Y. (2002): Aeciospore-surface of *Phragmidium* species parasitic on roses. In: *Mycoscience : 159-167*. 2002 (43), S. 159–167.
- WISSEMANN, V. (2003): Conventional taxonomy of wild roses. In: A.V Roberts (Hg.): Encyclopedia of Rose science. Unter Mitarbeit von DEBENER, T. und GUDIN, S. 3 Bände. London: Elsevier Academic Press, S. 111–117.
- WISSEMANN, V., RITZ, C. M. (2007): Evolutionary patterns and processes in the genus *Rosa* (Rosaceae) and their implications for host-parasite co-evolution. In: *Plant Systematics and Evolution* (266), S. 79–89.
- WOESSNER, D. (2000): Rosenkrankheiten und Schädlinge. 4. Aufl. Stuttgart: Verlag Eugen Ulmer.

## Anhang A

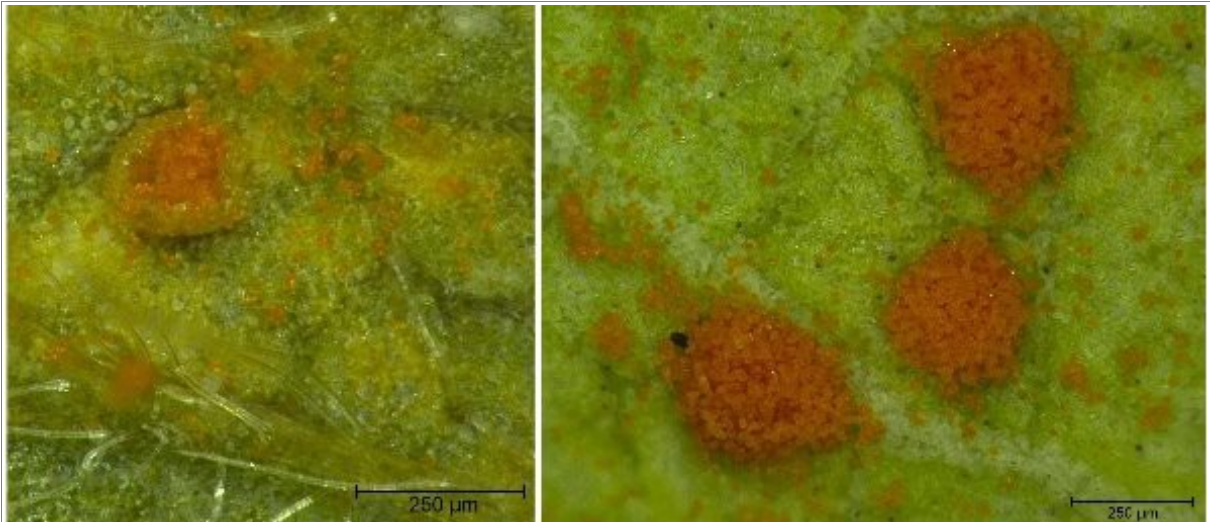


Abbildung 7: Uredolager

Abbildung 8: Teleutolager (rechts) und Teleutosporen (links) von *P. tuberculatum*Abbildung 9: Teleutolager (links) und Teleutosporen (rechts) von *P. mucronatum*

## Anhang B

### Materialliste

Aufreinigungskit:	DNA Clean & Concentrator™ 5 Kit (ZYMO Research)
Bildschirm:	Rainbow CCTV RMB92
Binokular :	MSA Heerbrugg von Wild
Binokular (digital):	Keyence Digital Microscope VHX-500F
Fotodrucker:	Mitsubishi P93
Gelelektrophorese:	Bio Rad Power Pac Basic
Heizblock Model:	Thermomixer comfort (Eppendorf)
Isolationskit:	innuPREP Plant DNA Kit (Analytik Jena)
Ladderrezept:	Bio Budget (1 Teil Ladder, 2 Teile Ladepuffer, 3 Teile ddH <sub>2</sub> O)
Mikroskop:	Axiostar plus (Zeiss)
Mikroskop:	Axioscope (Zeiss) mit Kamera
Polymerase:	peqGold Taq-DNA-Polymerase (PEQLAB Biotechnologie)
Schwingmühle:	Retsch MM 2000
Sequenzierer:	Applied Biosystems 3130xl Genetic Analyzer
Thermocycler:	BioRad DNA Engine® Thermal Cycler-PTC200
UV-Gerät:	Vilber Lourmat Transilluminator
Vortexer:	Vortex Genie 2 (Scientific Industries)
Zentrifuge:	Centrifuge 5424 (Eppendorf )

### verwendete Software

bioinformatische Analyse:	Geneious (DRUMMOND et al. 2011) <a href="http://www.geneious.com">www.geneious.com</a>
Auswertung der Ergebnisse:	Open Office 3.0
Graphische Darstellung:	Open Office 3.0, ArcGis 10.1 (Esri GmbH) <a href="http://www.esri.com/software/arcgis/arcgis10">www.esri.com/software/arcgis/arcgis10</a>
Bildbearbeitung:	Ulead PhotoImpact 1.0.0.1

## Anhang C

Tabelle 7: Herbarbelege

Belegnummer			Datum	GPS		Fundort	Wirt	Phragmidium-
Coll.	Ort	Nr.		x	y			Art
AH -	BO -	0	05.08.2012	51.44237	7.26576	Bochum, Botanischer Garten	R. alba 'Suaveolens'	<i>P. mucronatum</i>
AH -	TB -	1	09.06.2012	52.223081	7.846221	Bundesstraße / Alter Postweg	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Bro-	2	09.06.2012	52.220527	7.7625	Brochterbeck, Modellflugplatz	Rosa spec.	Mischbefund
AH-	Bro-	3	09.06.2012	52.220527	7.7625	Brochterbeck, Modellflugplatz	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
AH-	TB-	4	09.06.2012	52.242544	7.679955	Tecklenburg, Riesenbecker Straße	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	TB-	5	09.06.2012	52.242544	7.679955	Tecklenburg; Altes Kieswerk	Rosa spec.	Mischbefund
AH-	OS-	6	10.06.2012	52.32201	7.99676	OS-Pye, Untere Waldstr. 1	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	7	10.06.2012	52.324262	7.982216	OS-Pye, Gruttkamp/Musweg	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	8	10.06.2012	52.308533	8.000289	Os-Eversburg, Glückaufstraße	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	9	10.06.2012	52.317688	7.98798	OS-Pye, Am Pyer Ding/Am Hang	Rosa villosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hat-	10	14.06.2012	51.39606	7.22469	Holthausen; Sportplatz	Rosa spec.	Mischbefund
AH-	Vol-	11	15.06.2012	51.37469	7.38236	Volmarstain; Ruine: Burgfried	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Vol-	12	15.06.2012	51.37469	7.38236	Volmarstain; Ruine: Hauptturm	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Wit-	13	15.06.2012	51.432889	7.315582	Rampe zur Ruhrbrücke; Stahlwerk	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	IS-	14	17.06.2012	51.37418	7.59223	IS-Letmathe; Wald (Aussichtsturm)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hem-	15	17.06.2012	51.39128	7.74929	Hemer; Wiese oberhalb "Panda"	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hem-	16	17.06.2012	51.38988	7.75101	Hemer; Parkplatz "Panda"	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Men-	17	17.06.2012	51.41204	7.78934	Is. Landstr./ Bahnübergang Grohe	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	18	22.06.2012	52.27894	8.04678	OS-Zentrum, Weg an der Hase	Rosa spec.	
AH-	OS-	19	22.06.2012	52.27894	8.04678	OS-Zentrum, Weg an der Hase	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	20	22.06.2012	52.28774	8.04499	OS, Krankenhaus/Bürgerpark	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	21	22.06.2012	52.28774	8.04499	OS, Krankenhaus/Bürgerpark	Rosa spec.	
AH-	OS-	22	22.06.2012	52.28856	8.04444	OS, Veilchenstr./Bürgerpark (P)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	23	22.06.2012	52.28873	8.04442	OS, Veilchenstr./Bürgerpark (P)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Lie-	24	23.06.2012	52.16848	7.93892	Lienen; Westerbecker Berg	Rosa spec.	
AH-	Lie-	25	23.06.2012	52.16643	7.96033	Lienen; Aldrufer Berg	Rosa villosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Lie-	26	23.06.2012	52.15498	7.97105	Lienen; "Waldschlösschen"	Rosa villosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Lie-	27	23.06.2012	52.15498	7.97077	Lienen; "Waldschlösschen"	Rosa villosa	
AH-	Lie-	28	23.06.2012	52.14650	7.97187	Lienen; Zentrum, Bruns	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Len-	29	23.06.2012	52.18776	7.87753	Lengerich, Galgenknapp	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Len-	30	23.06.2012	52.18781	7.87796	Lengerich, Galgenknapp	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Len-	31	23.06.2012	52.18798	7.87639	Lengerich, Galgenknapp	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Len-	32	23.06.2012	52.19920	7.848190	Leng.; Kleeberg (Skulpturenpark)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Len-	33	23.06.2012	52.19920	7.848190	Leng.; Kleeberg (Skulpturenpark)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Len-	34	23.06.2012	52.19831	7.84666	Kleeberg (Skulpturenpark)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	35	24.06.2012	52.24828	8.06844	OS-Nahne; Zoo/Kreistag	Rosa villosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	36	24.06.2012	52.24929	8.06808	OS-Nahne; Zoo-Parkplatz	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	37	24.06.2012	52.25088	8.06800	OS-Nahne; Zoo-Parkplatz	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	38	26.06.2012	52.30265	8.03854	OS-Haste; Hochschule (Campus)	Rosa spec.	
AH-	OS-	39	26.06.2012	52.30424	8.03767	OS-Haste; Hochschule (Campus)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>

AH-	OS-	40	26.06.2012	52.30366	8.03924	OS-Haste; Hochschule (Campus)	Rosa 'New Dawn' (?)	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	41	26.06.2012	52.310553	8.0157741	OS; Fürstenuer Weg (Hyde Park)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	42	26.06.2012	52.32030	8.00075	OS-Pye, Obere Waldstr./Pyer Str.	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	43	27.06.2012	52.32190	7.99713	OS-Pye, St.Matthias	Rosa spec.	
AH-	OS-	44	27.06.2012	52.32185	7.99698	OS-Pye, St.Matthias	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	45	27.06.2012	52.32854	8.0228	Pye/Hollage (Waldweg)	Rosa spec.	
AH-	OS-	46	27.06.2012	52.32844	8.00155	Pye/Hollage (Waldweg)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hat-	47	02.07.2012	51.41110	7.18361	Hatt.; Ruhr (Minigolfplatz)	Rosa spec.	
AH-	Hat-	48	02.07.2012	51.41255	7.18507	Hatt.; Ruhr (Minigolfplatz)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hat-	49	02.07.2012	51.40974	7.18178	Hatt.; Ruhr (Hundewiese)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hat-	50	02.07.2012	51.40823	7.18189	Hatt.; Ruhr (Minigolfplatz)	Rosa spec.	
AH-	OS-	51	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1004	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	52	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1010	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	53	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1011	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	54	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1016	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	55	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1022	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	56	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1025	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	57	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1030	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	58	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1031	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	59	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1033	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	60	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1037	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	61	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1038	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	62	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1040	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	63	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1041	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	64	06.07.2012	52.30660	8.03801	OS-Haste; ADR-Sichtung	1043	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	65	06.07.2012	52.30641	8.041240	OS-Haste; Staudengarten	'R. a Parfum del'Hay'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	66	06.07.2012	52.30642	8.04071	OS-Haste; Staudengarten	'Tour de Malakof'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	67	06.07.2012	52.30645	8.04080	OS-Haste; Staudengarten	Rosa alba 'Semiplena'	<i>P. mucronatum</i>
AH-	OS-	68	06.07.2012	52.30643	8.04063	OS-Haste; Staudengarten	R. gall. 'Complicata'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	69	06.07.2012	52.29934	8.03635	OS-Haste, Bramstr./Bramscher Str.	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	OS-	70	06.07.2012	52.311209	8.014483	OS-Fürstenuer Weg; H Süberweg	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
AH-	Men-	71	08.07.2012	51.43743	7.79663	Menden, Brandstr. (Besenbinder)	Rosa Cult.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Men-	72	08.07.2012	51.43433	7.79646	Menden, Obere Promenade (Nr. 29)	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Men-	73	08.07.2012	51.43409	7.79624	Menden, Obere Promenade (Nr. 27)	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
AH-	BSa-	74	08.07.2012	51.59198	8.15576	Bad Sassendorf, Hepper Str. 3	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
AH-	BSa-	75	08.07.2012	51.59198	8.15576	Bad Sassendorf, Hepper Str. 3	Rosa spec.	Mischbefund
AH-	BSa-	76	08.07.2012	51.59230	8.15526	Bad Sassendorf, Hepper Str. 3	Rosa Cult.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	BO-	77	09.07.2012	51.44252	7.26635	Bochum, Botanischer Garten	Rosa spec.	
AH-	BO-	78	09.07.2012	51.44246	7.26645	Bochum, Botanischer Garten	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	BO-	79	09.07.2012	51.44233	7.26693	Bochum, Botanischer Garten	Rosa blanda	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	BO-	80	09.07.2012	51.44090	7.26499	Bochum, Botanischer Garten	'Zéphirine Drouhin'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	BO-	81	09.07.2012	51.44108	7.26503	Bochum, Botanischer Garten	'Variegata d. Bologna'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	82	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	0947	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	83	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	0904	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	84	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	0912	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	85	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	0922	<i>P. tuberculatum</i>

AH-	H-	86	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	1010	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	87	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	1041	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	88	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	1025	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	89	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	1146	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	90	18.07.2012	52.39838	9.819280	Hannover, Bundessortenamt (ADR)	1134	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	91	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3201	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	92	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3192	
AH-	H-	93	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	334	
AH-	H-	94	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	5148	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	95	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	719	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	96	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	690	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	97	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	681	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	98	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	752	
AH-	H-	99	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	686	
AH-	H-	100	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	685	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	101	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	353	
AH-	H-	102	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	154	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	103	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	279	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	104	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	676	
AH-	H-	105	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3029	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	106	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3082	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	107	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3033	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	108	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	772	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	109	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3051	
AH-	H-	110	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3054	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	111	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	217	
AH-	H-	112	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	1054	
AH-	H-	113	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	319	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	114	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3083	
AH-	H-	115	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3079	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	116	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3035	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	117	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3004	
AH-	H-	118	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	382	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	119	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3005	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	120	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	488	
AH-	H-	121	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	703	
AH-	H-	122	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	648	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	123	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	403	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	124	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	736	
AH-	H-	125	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	1053	
AH-	H-	126	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	662	
AH-	H-	127	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3043	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	128	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	477	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	129	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	458	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	130	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	408	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	131	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	63	



AH-	H-	132	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	1058	
AH-	H-	133	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	1066	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	134	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	1062	
AH-	H-	135	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	1060	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	136	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3003	
AH-	H-	137	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3046	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	138	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3066	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	139	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	388	
AH-	H-	140	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	385	
AH-	H-	141	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3001	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	142	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	520	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	H-	143	18.07.2012	52.396695	9.819126	Hannover, Bundessortenamt	3016	
AH-	HH-	144	19.07.2012	53.56141	9.86240	HH, BOGA Klein Flotbeck	'Zéphirine Drouhin'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	HH-	145	19.07.2012	53.56214	9.85964	HH, BOGA Klein Flotbeck	R. Cult.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	HH-	146	19.07.2012	53.56147	9.86219	HH, BOGA Klein Flotbeck	'Queen Elisabeth'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	HH-	147	19.07.2012	53.55900	9.85990	HH, Uni Klein Flotbeck	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	148	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	149	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	
AH-	Ue-	150	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	151	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	
AH-	Ue-	152	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	153	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	154	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	155	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	156	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	157	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	158	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	159	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	160	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	161	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	162	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	163	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	164	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	165	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	166	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	
AH-	Ue-	167	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	
AH-	Ue-	168	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	169	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	170	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	171	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	
AH-	Ue-	172	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	173	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	174	19.07.2012	53.691929	9.67927	Uetersen, Rosen Tantau	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	175	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	176	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	
AH-	KOS-	177	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	

AH-	KOS-	178	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	179	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	180	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	181	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	
AH-	KOS-	182	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	183	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	
AH-	KOS-	184	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	185	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	186	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	187	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	
AH-	KOS-	188	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	189	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	190	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	191	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	192	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	
AH-	KOS-	193	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	194	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	195	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	196	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	197	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	198	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	199	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	200	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	KOS-	201	20.07.2012	53.79650	9.74091	Kl. Offenseth-Sparrieshoop, Kordes	Sortenkandidat	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	202	20.07.2012	53.68387	9.66840	Uetersen, Rosarium	'Ballade'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	203	20.07.2012	53.68378	9.67180	Uetersen, Rosarium	'Konrad Adenauer'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	204	20.07.2012	53.68385	9.66826	Uetersen, Rosarium	'Bonica 82'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	205	20.07.2012	53.68415	9.66838	Uetersen, Rosarium	'Wilhelm'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	206	20.07.2012	53.68348	9.67079	Uetersen, Rosarium	'Scherzo'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	207	20.07.2012	53.6837	9.66915	Uetersen, Rosarium	'Gloria Dei'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	208	20.07.2012	53.68401	9.67270	Uetersen, Rosarium	'Gruß an Teplitz'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	209	20.07.2012	53.68326	9.66890	Uetersen, Rosarium	'New Dawn'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	210	20.07.2012	53.68361	9.67155	Uetersen, Rosarium	'Robusta'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ue-	211	20.07.2012	53.68320	9.66897	Uetersen, Rosarium	'Colonia'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	StP-	212	21.07.2012	54.31706	8.60835	St. Peter-Ording; Einfahrt Parkhaus	Rosa rugosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	StP-	213	21.07.2012	54.31493	8.60710	St. Peter-Ording; Hotel St.Peter	Rosa rugosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	StP-	214	21.07.2012	54.31488	8.60713	St.Peter-Ording	Rosa rugosa	
AH-	Kbü-	215	21.07.2012	54.32726	8.91763	Kotzenbüll; Parkplatz B202	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Kbü-	216	21.07.2012	54.32726	8.91759	Kotzenbüll; Parkplatz B202	Rosa rugosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Kbü-	217	21.07.2012	54.34076	8.89317	Kotzenbüll; Parkplatz B202	Rosa rugosa	
AH-	Kro-	218	21.07.2012	54.41652	9.49915	Kropp, Wieselweg	Rosa Cult.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Kro-	219	21.07.2012	54.41598	9.49866	Kropp, Kreisverkehr amWieselweg	Rosa rugosa 'Alba'	
AH-	Kro-	220	21.07.2012	54.41645	9.49913	Kropp, Wieselweg	Rosa rugosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	A7-	221	21.07.2012	54.36317	9.67179	A7 → Süden; "Hüttener Berge"	Rosa spinosissima	<i>P. mucronatum</i>
AH-	Wiz-	222	22.07.2012	53.45310	10.62560	Witzeeze; Wiese am Forellenteich	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
AH-	Wiz-	223	22.07.2012	53.45367	10.59869	Witzeeze; Brücke über Linau	Rosa spec.	Mischbefund

AH-	Gh-	224	22.07.2012	53.427547	10.371844	Geesthacht; Freibad, Parkplatz	Rosa villosa	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Ei-	225	22.07.2012	53.38488	10.34100	Eichholz, Ilau/Brücke unter B404	Rosa spec.	Mischbefund
AH-	Ei-	226	22.07.2012	53.38494	10.34118	Eichholz, Ilau/Brücke unter B404	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	227	10.08.2012	51.482038	7.466202	Dortmund, Rombergpark (ADR)	1010	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	228	10.08.2012	51.482038	7.466202	Dortmund, Rombergpark (ADR)	1041	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	229	10.08.2012	51.482038	7.466202	Dortmund, Rombergpark (ADR)	1120	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	230	10.08.2012	51.48100	7.46643	Dortmund, Rombergpark	'Rose de Resht'	<i>P. mucronatum</i>
AH-	DO-	231	10.08.12	51.49265	7.47497	Dortmund, Westfalenpark	'Rote Hannover'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	231	10.08.12	51.49265	7.47497	Dortmund, Westfalenpark	'Rote Hannover'	<i>P. rosae pimp.</i>
AH-	DO-	232	10.08.2012	51.49292	7.47463	Dortmund, Westfalenpark	'Robusta'	
AH-	DO-	233	10.08.2012	51.49262	7.47484	Dortmund, Westfalenpark	'Manita ADR'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	234	10.08.2012	51.49286	7.47430	Dortmund, Westfalenpark	'Amadis'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	235	10.08.2012	51.49284	7.47490	Dortmund, Westfalenpark	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	236	10.08.2012	51.49313	7.47222	Dortmund, Westfalenpark	'Tess o.t. d'Ubervilles'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	237	10.08.2012	51.49282	7.47190	Dortmund, Westfalenpark	'Etude'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	238	10.08.2012	51.49243	7.47451	Dortmund, Westfalenpark	'Crimson Meidiland'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	239	10.08.2012	51.49237	7.47472	Dortmund, Westfalenpark	'Gateway'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	240	10.08.2012	51.49293	7.47450	Dortmund, Westfalenpark	'Kathleen Ferrier'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	241	10.08.2012	51.49243	7.47354	Dortmund, Westfalenpark	'Santana'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	242	10.08.2012	51.49253	7.47457	Dortmund, Westfalenpark	'Grande Amore'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	243	10.08.2012	51.49245	7.47358	Dortmund, Westfalenpark	'Artemis'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	244	10.08.2012	51.49229	7.47441	Dortmund, Westfalenpark	'Schloss Ippenburg'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	245	10.08.2012	51.49237	7.47447	Dortmund, Westfalenpark	'Elina'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	246	10.08.2012	51.49231	7.47401	Dortmund, Westfalenpark	'Dortm. Kaiserhain'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	247	10.08.2012	51.49442	7.47181	Dortmund, Westfalenpark	'Unbenannte Sorte'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	248	10.08.2012	51.49476	7.47213	Dortmund, Westfalenpark	'Heritage'	
AH-	DO-	249	10.08.2012	51.49475	7.47221	Dortmund, Westfalenpark	'Abraham Darby'	
AH-	DO-	250	10.08.2012	51.49398	7.47245	Dortmund, Westfalenpark	Rosa rugosa 'Turbo'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	251	10.08.2012	51.49415	7.47386	Dortmund, Westfalenpark	Rosa rugosa 'Alba'	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	DO-	252	10.08.2012	51.49473	7.47256	Dortmund, Westfalenpark	'Rose de Resht'	<i>P. mucronatum</i>
AH-	DO-	253	41131	51.49473	7.47256	Dortmund, Westfalenpark	'Rose de Resht'	<i>P. mucronatum</i>
AH-	Hat-	254	12.08.2012	51.39751	7.22319	Hattingen, Holthausen	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	Hat-	255	12.08.2012	51.40253	7.23389	Hattingen, an der Hesselbecke	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	BS-	256	16.08.2012	52.276214	10.566991	Braunschweig, JKI	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
AH-	BO-	257	16.08.2012	51.444409	7.267964	Bochum, Uni; vor ND-Gebäude	Rosa spec.	<i>P. tuberculatum</i>
AH-	BO-	258	16.08.2012	51.444409	7.267964	Bochum, Uni; vor ND-Gebäude	Rosa Unterlage	<i>P. tuberculatum</i>
UG-	Al-	259	08.09.2012	49.774225	8.116726	Albig, Privatgarten Udo Geyer	'Kaiserin Farah'	<i>P. tuberculatum</i>
UG-	Al-	260	08.09.2012	49.774225	8.116726	Albig, Privatgarten Udo Geyer	'Gospel'	<i>P. tuberculatum</i>
	R	006	07/2012	45.512373	22.839633	Rumänien	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>
	R	16	07/2012	45.512373	22.839633	Rumänien	Rosa spec.	<i>P. mucronatum</i>

## Anhang D

**Tabelle 8: Ursprüngliche PCR-Protokolle**

links: spezifisch für *P. tuberculatum*, rechts: spezifisch für *P. mucronatum*

	Temperatur [°C]	Dauer [min]
1	96	3
2	96	0:30
3	58	0:08
4	72	0:35
5	Wiederholung: x ab 2	
6	72	7
7	10	∞

	Temperatur [°C]	Dauer [min]
1	96	3
2	96	0:30
3	64	0:08
4	72	0:35
5	Wiederholung: x ab 2	
6	72	7
7	10	∞

## Anhang E

Datengrundlage der Abbildung 5 und Abbildung 6

**Tabelle 9: geographische Bezugspunkte der Tortendiagramme in Abbildung 5**

<b>Bezugsort innerhalb der Region</b>	<b>UTM-Koordinaten</b>	
Bad Sassendorf	3.435.551	5.717.357
Bochum	2.584.533.298	5.705.956.268
Geesthacht	3.590.550.607	5.923.782.534
Hannover	3.549.926.293	5.804.980.922
Kropp	3.533.128.805	6.031.376.345
Menden	3.409.505	5.700.767
Osnabrück	3.435.048.150	5.794.476.385
St. Peter-Ording	3.475.342.937	6.020.046.286
Uetersen	3.544.758.352	5950876745

**Tabelle 10: geographische Verteilung der beiden *Phragmidium*-Arten (Datengrundlage Abbildung 5)**

<b>Bezugsort der Region</b>	<b><i>P. tuberculatum</i></b>	<b><i>P. mucronatum</i></b>	<b>Mischbefund</b>	<b>Gesamt</b>
Bad Sassendorf	1	1	1	3
Bochum	34	5	0	39
Geesthacht	2	1	2	5
Kropp	2	1	0	3
Menden	6	1	0	7
Osnabrück	46	3	2	51
St. Peter-Ording	4	0	0	4
Uetersen	57	0	0	57

**Tabelle 11: Verteilung der beiden *Phragmidium*-Arten nach Wirtspflanzentyp (Datengrundlage Abbildung 6)**

<b>Wirtstyp</b>	<b>Anzahl</b>			
	<b>Proben</b>	<b><i>P. tuberculatum</i></b>	<b><i>P. mucronatum</i></b>	<b>Mischbefund</b>
Wildarten	64	49	9	6
moderne Sorten	139	139	0	0
alte Gartenrosen	12	7	5	0
Gesamt	213	193	14	6

## Anhang F

**Tabelle 12: Herbarbelege, bei denen vermutlich eine systemische Infektion vorliegt**

Herbarbeleg			Wirt	Orte der Infektion	Rostart
AH-	BO-	0	Rosa alba 'Suaveolens'	Früchte/Blätter	<i>P. mucronatum</i>
AH-	Bro-	3	Rosa spec.	Früchte/Blätter	<i>P. mucronatum</i>
AH-	TB-	5	Rosa spec.	Früchte/Blätter	Mischbefund
AH-	Hat-	10	Rosa spec.	Früchte/Blätter	Mischbefund
AH-	Wiz-	222	Rosa spec.	Früchte/ Trieb/Blätter	<i>P. mucronatum</i>
AH-	Ei-	225	Rosa spec.	Früchte/Blätter	Mischbefund
AH-	DO-	253	'Rose de Resht'	Blattadern/Blätter	<i>P. mucronatum</i>

## Danksagung

Allen, die zum Gelingen dieser Arbeit beigetragen haben, möchte ich an dieser Stelle danken.

- Zunächst Herrn Professor Dr. Dominik Begerow für die Möglichkeit, diese Arbeit als externe Studentin an der Ruhr-Universität Bochum durchführen zu dürfen: Vielen Dank für das entgegengebrachte Vertrauen und die hervorragende Betreuung.
- Meinem Erstprüfer Herrn Professor Dr. Christian Neubauer, der von Beginn an offen für meine unkonventionelle Idee zu einer Kooperation mit der Ruhr-Universität war.
- Herrn Professor Dr. Henning Schacht für seine Begeisterung und die Vermittlung der Kontakte, die mir wertvolle Einblicke in die „Welt der Rosen“ ermöglicht haben.
- Herrn Dr. Burkhard Spellerberg vom Bundessortenamt in Hannover, sowie den Rosen-Züchterhäusern, mit deren Einverständnis ich ihre Sorten innerhalb der Registerprüfung beproben durfte: David Austin-Roses (UK), Lens Roses (BE), Rosen Kordes, Poulsen Roser (DK), BKN Strobel (Meilland-Rosen (F)) und Rosen Tantau.
- Mein besonderer Dank gilt Herrn Thomas Proll von Rosen Kordes für die großartige informelle und praktische Unterstützung während meines Besuches am Firmensitz und auf den Testfeldern, sowie Herrn Jens Krüger von Rosen Tantau.
- Den Betreuern der ADR-Sichtungsgärten, besonders Herrn Thomas Lolling
- Herrn Udo Geyer, Herrn Frank Korting, Herrn Dr. Hermann-Josef Krauthausen und Herrn Stefan Raab für ihre Einschätzungen zur Bedeutung von Rosenrost.
- Herrn Dr. Wolfgang Maier, der das Rosenrost-Projekt ins Leben gerufen hat.

Besonders bedanke ich mich bei den Mitgliedern der AG Geobotanik, die mich von Beginn an in ihre Gruppe aufgenommen und in den Labor-Alltag eingeführt haben:

- Oliver Röhl für die umfassende und geduldige Betreuung auch in stressigen Zeiten.
- René Prior für das Korrekturlesen und Corina Löhdorf für den kleinen Gis-Kurs.
- Ilse Weßel für den vielen Flüssig-Stickstoff und ihre stets aufmunternden Worte.

Dagmar Wickel und Martin Rohrlack danke ich herzlich für das geliehene GPS-Gerät.

Außerdem danke ich meinem Mann Sönke, der in den letzten Monate mit wachsender Begeisterung für Rost und Rosen hinter mir stand: Danke besonders für die Fotos und den „Ausflug an die Elbe“.

Schließlich möchte ich mich bei Stefanie Jansen und Anja Fritzen bedanken, die mich während der letzten drei Jahre in Osnabrück immer begleitet haben und von denen ich so viel lernen durfte.