



Biologische Bundesanstalt
für Land- und Forstwirtschaft

Institut für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und Biologische
Sicherheit

Dr. agr. Bettina Klocke, Dr. agr. Helgard I. Nirenberg

**Erarbeitung von Grundlagen zur optimierten
Bekämpfung der Anthraknose am Beispiel der Blauen
Lupine (*Lupinus angustifolius*)**

Projekt-Nr.: 525/041

Projektzeitraum: 01.09.2004 – 28.02.2007

Berichtszeitraum: 01.09.2004 – 28.02.2007

Kooperationspartner:

Bundesanstalt für Züchtungsforschung, Institut für landwirtschaftliche Kulturen,
Groß Lüsewitz (Dr. Brigitte Ruge-Wehling)

Landespflanzenschutzamt Mecklenburg-Vorpommern (Dr. W. Heide)

Saatzucht Steinach, 17219 Bocksee (Regine Dieterich, Josy Kuhlmann)

Südwestsaat GbR, 76437 Rastatt (Dr. P. Römer)

Gefördert durch:

UFOP (Union zur Förderung von Oel- und Proteinpflanzen e. V.)

Inhaltsverzeichnis

1. Ziele und Aufgabenstellung des Projektes	1
2. Material und Methoden.....	3
2.1 Saatgut	3
2.2 Infektionsstämme	3
2.2.1 Inokulumherstellung.....	3
2.3 Keimversuche	4
2.4 Pilzwachstum.....	4
2.5 Anzucht, Inokulation und Bonitur der Versuchspflanzen.....	4
2.6 Untersuchung der Samen auf <i>Colletotrichum</i> -Befall.....	7
2.7 Pflanzen/m ² und Feldaufgang.....	8
2.8 Wetterdaten	8
3. Ergebnisse und andere wesentliche Ereignisse des Berichtszeitraumes..	9
3.1 Klimakammer.....	9
3.1.1 Konidienkeimung und Pilzwachstum in Abhängigkeit von der Temperatur.....	9
3.1.2 Befallshäufigkeit.....	11
3.2 Freiland.....	15
3.2.1 Feldaufgang und Befallshäufigkeit.....	15
3.2.2 Symptome	18
3.2.3 Vergleich von Sprüh- und Sameninokulation.....	19
3.2.4 Infektionsverlauf und Ausbreitung der Anthraknose	21
3.2.5 Untersuchung der Samen infizierter Pflanzen auf <i>Colletotrichum</i> -Befall.....	33
4. Diskussion der Ergebnisse.....	37
4.1 Einfluss der Temperatur und der Blattnässe in der Klimakammer	37
4.2 Infektionsverlauf und Ausbreitung der Anthraknose im Freiland.....	38

4.3 Versuchsanlage im Freiland	40
4.4 Vergleich von Sprüh- und Sameninokulation.....	41
4.5 Befallshäufigkeit in Abhängigkeit von der Sortenresistenz	40
4.6 Auswertung der Fungizidversuche und Empfehlung für den Anbauer.....	42
5. Literaturverzeichnis.....	46

1. Ziele und Aufgabenstellung des Projektes

Die Anthraknose ist eine der weltweit bedeutendsten Krankheiten an der Lupine und wird verursacht durch den anamorphen Pilz *Colletotrichum lupini*, der in zwei Varietäten, "*setosum*" und "*lupini*" eingeteilt werden kann (Nirenberg et al. 2002). Neben den landwirtschaftlich wichtigen Arten *Lupinus albus*, *L. luteus*, *L. angustifolius* und *L. mutabilis* werden auch die in der Forstwirtschaft und im Gartenbau genutzten mehrjährigen Arten *L. arboreus* (Dick 1994) und *L. polyphyllus* (Reed et al. 1996) befallen.

Seit dem Erstauftreten in Deutschland im Jahr 1995 ist die Anthraknose bei optimalen Witterungsbedingungen in praktisch allen Anbaugebieten regelmäßig zu finden (Römer 1998). Die Ausbreitung des Erregers erfolgt primär über das Saatgut und unter günstigen Bedingungen können bei einem Saatgutbefall von nur 0,1% Ertragsausfälle bis zu 50% beobachtet werden (Thomas et al. 1998). Der Befall der Lupine mit *Colletotrichum lupini* führt zu Einschnürungen der Blattstiele, zu Verdrehungen der Stängel und zum Welken der Blätter. Es kommt zum Auftreten der typischen Brennflecken mit dunkelbraunem Rand und hellerem, teils gelborange gefärbtem Zentrum, die später auch an den Hülsen zu sehen sind (Gondran et al. 1994, Feiler und Nirenberg 2004a). Am Saatgut zeigen sich keine typischen Symptome, dennoch können gesund aussehende Lupinenkörner infiziert sein und bei deren Aussaat zur Primärinfektion im Bestand führen. Die weitere Verbreitung wird durch eine feuchte, warme Witterung gefördert und erfolgt über Regentropfen sowie durch Maschinen und Geräte (Römer 2000).

Die Krankheitsentwicklung der Anthraknose ist sowohl vom Standort als auch von der Sorte und dem Infektionsdruck abhängig (Thomas and Sweetingham 2004). An unterschiedlichen Standorten wurden in Australien die Sorten Wonga (resistent), Myallie (anfällig) und Kiev Mutant (sehr anfällig) angebaut. Um den Effekt unterschiedlicher Infektionsstärken auf den Krankheitsverlauf zu untersuchen, wurde die Auspflanzung im Gewächshaus infizierter Jungpflanzen in Freilandparzellen variiert. Je höher der anfängliche Infektionsdruck umso höher war der Ertragsausfall, der bei der resistenten Sorte Wonga geringer ausfiel als bei den beiden anfälligen Sorten Myallie und Kiev Mutant. Höhere Regenraten führten zu einer stärkeren Infektion und zu höheren Ertragsausfällen. Die Ausbreitung der Infektion erfolgte mit zunehmender Windstärke über einen weiteren Radius und war schwerwiegender in warmen Regionen.

Bislang stehen wenige Informationen zur Anthraknoseresistenz zur Verfügung. You et al. (2004) etablierten einen Marker, der eng mit dem dominanten Resistenzgen *Lanr1* der Sorte Tanjil gekoppelt ist. Der genetische Abstand zwischen dem Resistenzlocus und dem Marker AntjM2 beträgt 2,3cM. Dieser Marker wird in Australien bereits für die markergestützte Selektion genutzt. Da zwischen den Sorten Wonga und Tanjil keine Unterschiede bezüglich ihrer Resistenz festgestellt werden konnten, kann davon ausgegangen werden, dass auch die Sorte Wonga das Resistenzgen *Lanr1* aufweist. Die australische Sorte Mandelup trägt wahrscheinlich ein anderes dominantes Resistenzgen. Auch in Deutschland wurden bereits Untersuchungen zur chromosomalen Lokalisation von Anthraknoseresistenzgenen durchgeführt, um durch markergestützte Selektion die Züchtung zu beschleunigen (Ruge-Wehling et al. 2005). Dieser Aufwand lohnt sich jedoch nur bei effizient

wirkenden Resistenzen, die bislang noch nicht in ausreichendem Maß zur Verfügung stehen.

Eine Verringerung des Befalls ist durch Warmwasserbehandlungen (Römer 2000), trockene Hitzebehandlungen (Thomas and Adcock 2004) und Beizung des Saatgutes möglich (Römer 1998, Thomas and Sweetingham 2003). Durch den Einsatz von Pflanzenstärkungsmitteln wie Tillecur, Mildana flüssig, LEBERMOOSER, GARLIC GARD sowie von unterschiedlichen Pflanzenextrakten und -ölen wurde in Versuchen an der Gelblupine keine ausreichende Wirkung erzielt (Waldow et al. 2006). Fungizidversuche an der Weißlupine (*Lupinus albus*) an unterschiedlichen Standorten zeigen, dass durch die gezielte Beizung infizierten Saatgutes der Befall deutlich verringert werden kann, bei sehr starkem Infektionsdruck die Wirksamkeit der Mittel jedoch nicht mehr ausreichend ist (Dittmann 1998). Dies zeigt sich auch bei Beiz- und Spritzversuchen aus dem Jahr 1999 (Nirenberg 1999). Während die Beizung von infiziertem Saatgut an trockenen Standorten zu einer Eindämmung der Krankheit führte, war der Einfluss bei feuchteren Bedingungen als gering einzustufen. Die großen Standortunterschiede nach weiteren Blattspritzungen mit unterschiedlichen Mitteln lassen vermuten, dass nicht das Entwicklungsstadium für die Fungizidwirkung entscheidend ist, sondern der Zeitpunkt der Spritzung nach erfolgter Infektion.

Für die Befallsbekämpfung der Anthraknose könnte somit ein Prognosemodell hilfreich sein, das die Einsparung von Pflanzenschutzmitteln, die Reduktion von Bestandeskontrollen, die Möglichkeit der Risikoabschätzung beim Unterlassen einer Pflanzenschutzmittelanwendung sowie kalkulierte Kostenvorteile beim optimalen Einsatz des Entscheidungsmodells ermöglicht (Kleinhenz und Jörg 1998). Die Entwicklung eines realistischen Modells ist jedoch ohne eine ausreichende Datenbasis unmöglich (Hau 1995).

Ziel dieses Projektes war es, den Befallsaufbau und Infektionsverlauf der Anthraknose sowie die Ausbreitung im Bestand zu untersuchen, um epidemiologische Grundlagen für die Entwicklung eines Entscheidungsmodells zu erarbeiten. Dies wurde durch Infektionsversuche in Klimakammern und im Freiland erreicht.

In den Klimakammern wurde der Befallsaufbau und Infektionsverlauf der Anthraknose an zwei Sorten der blauen Lupine, Arabella und Bora unter konstanten Bedingungen getestet, um optimale Infektionsbedingungen zu erfassen und die Inkubations- und Latenzzeit des Erregers zu ermitteln. Neben der Temperatur erfolgte eine Variation der Blattnässedauer.

Im Freiland wurde der Infektionsverlauf und die Ausbreitung im Bestand nach künstlicher Inokulation der Sorten Arabella, Bora und Tanjil detailliert erfasst. Durch regelmäßige Bonituren und die vor Ort installierte Wetterstation war es möglich, den Verlauf der Infektion und die Ausbreitung des Erregers von der Infektionsquelle in Abhängigkeit von der Temperatur, dem Niederschlag, der Blattfeuchte sowie der Windstärke und -geschwindigkeit zu beschreiben.

2. Material und Methoden

2.1 Saatgut

Sieben unterschiedlich anfällige Sorten, Arabella, Borlu, Borlana, Borweta, Bora, Fortuna und Bernal, wurden basierend auf den Ergebnissen eines Sortenscreenings von Feiler und Nirenberg (2004) ausgewählt und deren Saatgut von den jeweiligen Züchtern angefordert. Nach Erhalt des Saatgutes wurde dieses auf *Colletotrichum*-Befallsfreiheit nach der Appressorienmethode (Feiler und Nirenberg 1998) untersucht, da für die Versuche gesundes Saatgut verwendet werden musste. 300 Körner jeder Sorte wurden mit Klorix (Verhältnis 1:4) desinfiziert und auf SNA ausgelegt. Nach 10 und 21 Tagen im Dauerdunkel erfolgte die mikroskopische Bonitur auf *Colletotrichum*-Befall. Die Sorten Bora und Arabella, die nach Feiler und Nirenberg (2004) als weniger anfällig bzw. anfällig eingestuft werden können, wurden für die ersten Klima- und Freilandversuche ausgewählt. Im zweiten Projektjahr wurde zusätzlich die als resistent eingestufte Sorte Tanjil zur besseren Differenzierung der Sortenresistenz für die Freilandversuche ausgewählt.

2.2 Infektionsstämme

Fünf von vier unterschiedlichen Lupinenarten isolierte Infektionsstämme von *Colletotrichum lupini* var. *setosum* (Tab. 1) wurden ausgewählt und aus Dauerkulturen auf SNA bei 20 °C revitalisiert. Nach der mikroskopischen Kontrolle der Pilzkulturen auf Entwicklung und Reinheit erfolgte die Anzucht und Vermehrung des Erregermaterials auf PDA-Medium.

Tab. 1: Herkunft der verwendeten Stämme von *Colletotrichum lupini* var. *setosum*

Stamm-Nr.	Herkunft	Land
BBA 70358	<i>L. albus</i>	Deutschland
BBA 70385	<i>L. angustifolius</i>	Deutschland
BBA 70394	<i>L. polyphyllus</i>	Deutschland
BBA 70400	<i>L. luteus</i>	Deutschland
BBA 71238	<i>L. albus</i>	Deutschland

2.2.1 Inokulumherstellung

Die Herstellung des Inokulums erfolgte zunächst durch Abschwemmen der Konidien von den bewachsenen PDA-Agarschalen, indem ca. 15ml destilliertes Wasser in jede Petrischale gegeben und mit Hilfe eines Objekträgers das Mycel von dem Agar abgekratzt wurde. Die Flüssigkeit wurde nun durch einen mit Gaze ausgelegten Trichter gegossen, um die Konidien vom Mycel zu trennen. Danach erfolgte die Auszählung der Konidien mit Hilfe einer Bürker-Zählkammer und die Einstellung der vorgesehenen Konzentration von 1×10^6 Konidien/ml. Vor dem Besprühen der Pflanzen wurde der Suspension Tween (6 Tropfen Tween/Liter) zugesetzt, um die Oberflächenspannung herabzusetzen und eine bessere Haftung an der Pflanze zu ermöglichen.

2.3 Keimversuche

Um die Keimung der Konidien in Abhängigkeit von der Temperatur zu untersuchen, wurde eine Konidiensuspension mit einer Konzentration von 10^6 Konidien/ml des Stammes BBA 70385 auf Petrischalen mit Wasseragar gesprüht und bei 10°C, 15°C, 20°C, 25°C, 30°C und 35°C und Dunkelheit inkubiert. Die Bestimmung der Keimrate erfolgte stündlich unter dem Mikroskop, indem 100 Konidien ausgezählt wurden. Eine Konidie galt als gekeimt, wenn die Anlage eines Keimschlauches vorlag. Der Versuch wurde in dreifacher Wiederholung durchgeführt.

2.4 Pilzwachstum

Um das Wachstum des Pilzes in Abhängigkeit von der Temperatur zu ermitteln wurde ein Wachstumstest mit den Isolaten BBA 70400, BBA 70358 und BBA 70385 durchgeführt. Diese wurden in Petrischalen auf SNA angezogen. Nach ca. 10 Tagen erfolgte das Ausstanzen eines runden 5mm großen pilzbewachsenen Agarstückes mit einem Korkbohrer, das in die Mitte einer Petrischale mit 15ml ausgegossenem PDA platziert wurde. Es wurden 14 Petrischalen mit einem Isolat bestückt. Jeweils zwei Petrischalen wurden bei Temperaturen von 5°C, 10°C, 15°C, 20°C, 25°C, 30°C und 35°C aufgestellt. Der Mycelzuwachs wurde mit einem Faserschreiber markiert und nach Vermessung auf den täglichen Mycelzuwachs ausgerechnet.

2.5 Anzucht, Inokulation und Bonitur der Versuchspflanzen

2.5.1 Klimakammer

Für die Anzucht der Pflanzen wurden Körner von Arabella und Bora mit Klorix (Verhältnis 1:4) desinfiziert, in einer mit feuchtem Filterpapier ausgelegten Glaspetrischale ca. 2 Tage vorgekeimt, 4 Körner in 13er Töpfe mit gedämpfter P-Erde getopft und bei 20°C/15°C Tag/Nachttemperatur und 16h/8h Licht-Dunkel-Rhythmus in einer Klimakammer aufgestellt. Eine Düngung erfolgte je nach Bedarf mit Poly Chrescal (0,2%ige Konzentration).

Zur Erarbeitung der optimalen Blattnässeansprüche des Erregers wurden jeweils 40 Pflanzen der Sorten Arabella und Bora im 2-4-Blatt-Stadium, 12-Blatt-Stadium und zur Blüte mit einer 1×10^6 konzentrierten Konidiensuspension inokuliert bzw. die 40 Pflanzen der Kontrolle mit Wasser besprüht. Danach erfolgte eine Inkubation bei 100% Luftfeuchte. Nach 4h, 6h, 8h, 10h und 12h Stunden wurden die Pflanzen bei 15°C Tag/Nachttemperatur (mittl. Temp.: 15°C), 20°C/15°C (mittl. Temp.: 18°C) sowie 25°C/18°C (mittl. Temp.: 23°C) und 16h/8h Licht-Dunkel-Rhythmus in einer Klimakammer aufgestellt. Die rel. Luftfeuchte lag zwischen 40%-80%. Die Versuche wurden in zweifacher Wiederholung durchgeführt. Die Bonitur der Befallshäufigkeit und Symptomausprägung erfolgte jeden zweiten Tag.

Insgesamt 150 abgenommene Hülsen der Sorte Arabella und Bora wurden mit einer Konidiensuspension bis kurz vorm Abtropfen inokuliert und bei 100% Luftfeuchte sowie Temperaturen von 15°C, 20°C und 25°C inkubiert. Nach 4h, 6h, 8h, 10h und 12h Stunden wurden jeweils 10 Hülsen pro Variante in mit Filterpapier ausgelegten Glaspetrischalen gelegt und bei konstanten 15°C, 20°C und 25°C in Klimaschränken

aufbewahrt. Die Versuche wurden in zweifacher Wiederholung durchgeführt. Die Bonitur der Befallshäufigkeit und Symptomausprägung erfolgte jeden Tag.

2.5.2 Freiland

Freiland 2005

An den Standorten Berlin-Dahlem, Bocksee, Groß Lüsewitz, Nemerow und Rastatt wurden im Frühjahr 2005 nach Prüfung des Saatgutes auf *Colletotrichum*-Befallsfreiheit 100 keimfähige Körner der Sorten Arabella und Bora pro m² in drei Wiederholungen am Standort Berlin-Dahlem und Rastatt und 2 Wiederholungen an den restlichen Standorten in randomisierten Blockanlagen ausgelegt (Abb. 1). Da auf den Flächen der Standorte Berlin-Dahlem und Groß Lüsewitz die Lupine seit längerer Zeit nicht mehr angebaut worden war, erfolgte vor der Aussaat eine Impfung des Saatgutes mit Rhizobien (Radicin Nr. 6). In der Mitte jeder Parzelle wurde im 4-6 Blatt-Stadium 1/10m² inokuliert. Pro Parzelle konnten somit ca. 7-11 aufgelaufene Pflanzen inokuliert werden. Nachdem die Pflanzen mit einer Konidiensuspension (Konzentration 1x10⁶) besprüht bzw. 40 in Konidiensuspension geschüttelte Samenkörner in der Mitte der Parzelle gleichmäßig verteilt wurden, erfolgte die Abdeckung der Pflanzen, um eine möglichst lange Blattnässe zu gewährleisten. Die Kontrollpflanzen wurden mit Wasser besprüht bzw. die Körner der Kontrollen 4h in Wasser geschüttelt und ebenfalls abgedeckt. Nach ca. 15h wurde die Abdeckung entfernt.

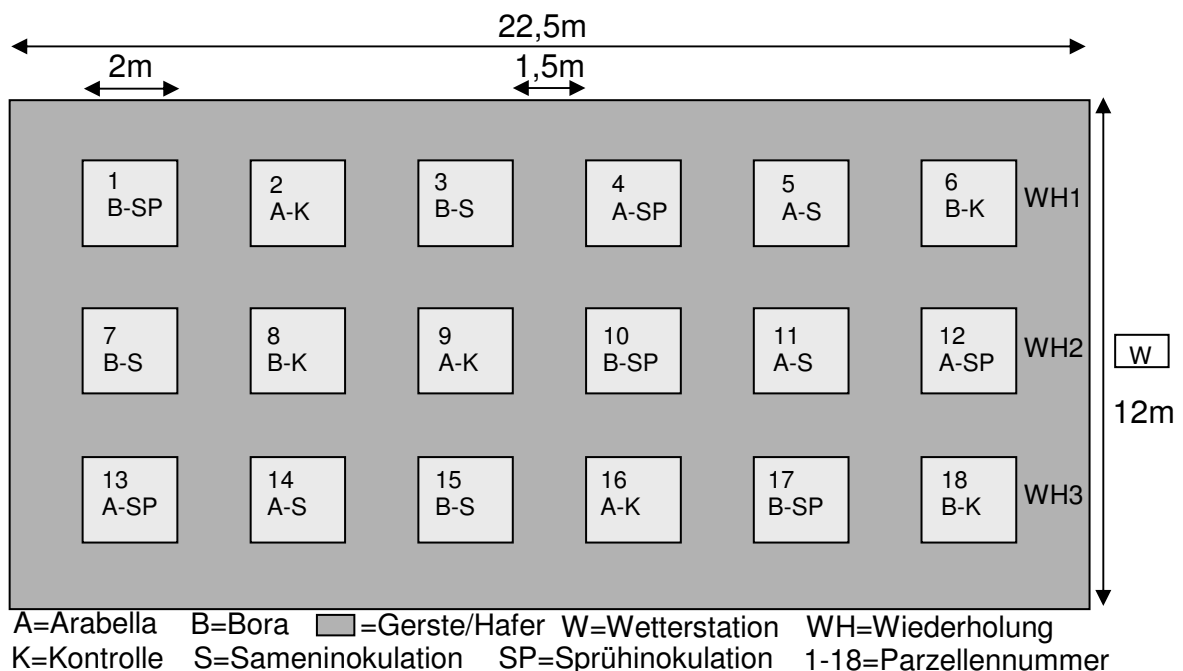


Abb. 1: Aufbau des Freilandversuches am Standort Berlin-Dahlem (WH 1-3) bzw. an den Standorten Bocksee, Groß Lüsewitz und Nemerow (WH 1-2)

Aufgrund der späten Inokulation an den Standorten Bocksee, Nemerow und Groß Lüsewitz wurde dort auf eine Sameninokulation verzichtet. Die Ummantelung der Parzellen erfolgte in Berlin-Dahlem mit einer Gersteneinssaat und an allen anderen Standorten mit Hafer. Weitere Informationen zur Aussaat und Inokulation können der Tabelle 2 entnommen werden.

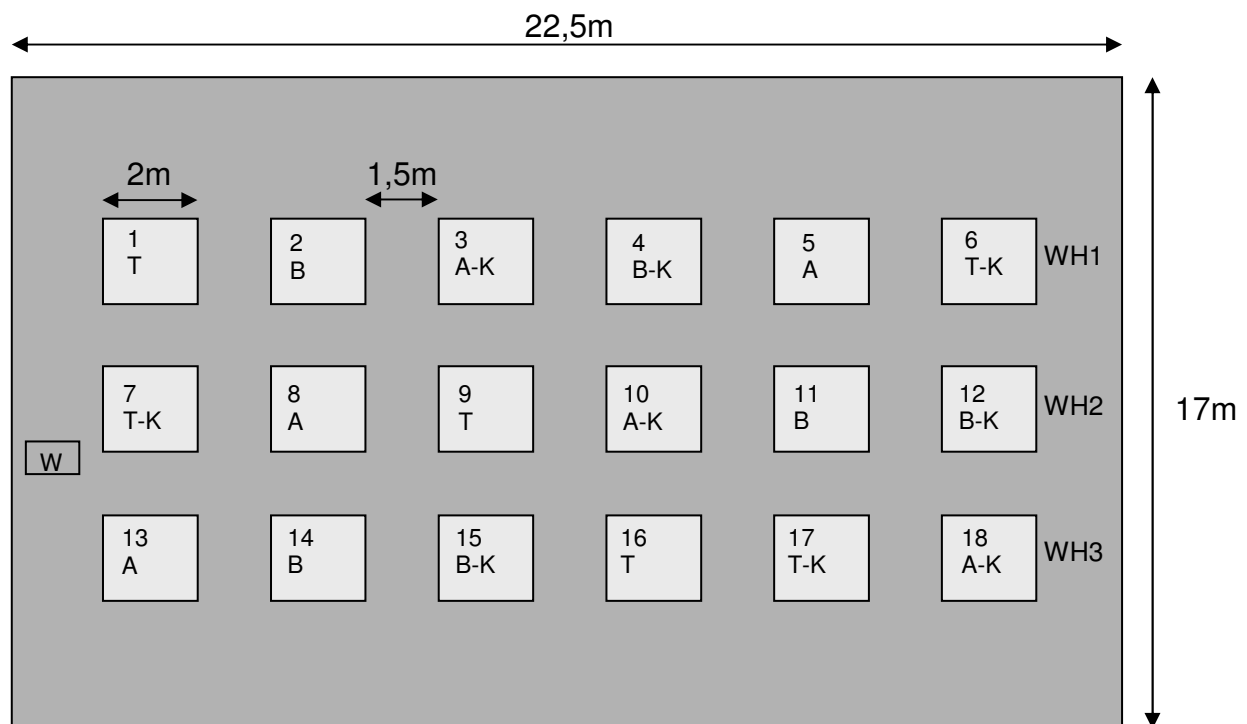
Tab. 2: Parzellengröße, Anzahl Wiederholungen (WH) und Reihen, Datum der Aussaat und Inokulation sowie die Inokulationsmethode an den fünf Versuchsstandorten im Jahr 2005

Ort	Parzellen- größe	Anzahl		Datum		Inokulation (Methode)
		WH	Reihen	Aussaat	Inokulation	
Berlin-Dahlem	2x2m ²	3	13	06.04.2005	03.05.2005	S und SP
Bocksee	2x2m ²	2	10	06.04.2005	01.06.2005	SP
Nemerow	2x2m ²	2	10	07.04.2005	01.06.2005	SP
Groß Lüsewitz	2x2m ²	2	11	15.04.2005	02.06.2005	SP
Rastatt	1,5x1,5m ²	3	6	04.04.2005	27.04.2005	S und SP

S=Sameninokulation, SP=Sprühinokulation

Freiland 2006

In randomisierten Blockanlagen erfolgte im Frühjahr 2006 nach Prüfung des Saatgutes auf *Colletotrichum*-Befallsfreiheit die Aussaat von 100 keimfähigen Körnern der Sorten Arabella, Bora und Tanjil pro m² mit drei Wiederholungen am Standort Berlin-Dahlem und 2 Wiederholungen an den Standorten Bocksee, Groß Lüsewitz und Marihn ausgelegt (Abb. 2).



A=Arabella B=Bora =Gerste/Hafer W=Wetterstation 1-18=Parzellennummer
K=Kontrolle WH=Wiederholung T=Tanjil

Abb. 2: Aufbau des Freilandversuches am Standort Berlin-Dahlem (WH 1-3) bzw. an den Standorten Bocksee, Groß Lüsewitz und Marihn (WH 1-2)

Auf den Flächen der Standorte Berlin-Dahlem und Groß Lüsewitz erfolgte vor der Aussaat eine Impfung des Saatgutes mit Rhizobien (Radicin Nr. 6). In der Mitte jeder Parzelle wurden im 4-6 Blatt-Stadium auf einer Fläche von 1/10m² 50 in Konidien suspension (Konzentration 1x10⁶) geschüttelte Samenkörner in der Mitte der

Parzelle gleichmäßig verteilt. Um eine möglichst lange Benetzung zu gewährleisten, wurden die inokulierten Körner mit Wasser besprüht und mit feuchter Erde bedeckt. Auf den Kontrollparzellen wurden keine Körner ausgebracht.

Die Ummantelung der Parzellen erfolgte in Berlin-Dahlem mit einer Gersteneinssaat und an allen anderen Standorten mit Hafer. Weitere Informationen wie Aussaat- und Inokulationstermine können der Tabelle 3 entnommen werden.

Tab. 3: Parzellengröße, Anzahl Wiederholungen (WH) und Reihen, Datum der Aussaat und Inokulation sowie die Inokulationsmethode an den fünf Versuchsstandorten im Jahr 2006

Ort	Parzellen- größe	Anzahl		Datum		Inokulation (Methode)
		WH	Reihen	Aussaat	Inokulation	
Berlin-Dahlem	2x2m ²	3	13	12.04.2006	15.05.2006 30.05.2006	S
Bocksee	2x2m ²	2	13	10.04.2006	11.05.2006	S
Marihn	2x2m ²	2	13	28.04.2006	11.05.2006	S
Groß Lüsewitz	2x2m ²	2	13	21.04.2006	18.06.2006	S

S=Sameninokulation,

Die Bonitur erfolgte am Standort Berlin-Dahlem in beiden Versuchsjahren je nach Witterung 2-3-mal wöchentlich an den restlichen Standorten 2-3 mal monatlich, indem alle Pflanzen der Parzelle visuell untersucht und bei Befall mit einem Farbband markiert wurden. Zur Erleichterung der Bonitur und zur Lokalisation der befallenen Pflanzen wurde die Parzelle in Raster eingeteilt (Abb. 3). Pro Reihe wurden 10 Abschnitte á 20cm untersucht. Erfasst wurde neben dem Ort des Befalls auch das Symptom (Blattfleck, Stängelfleck, Verdrehung, Hülsenfleck).

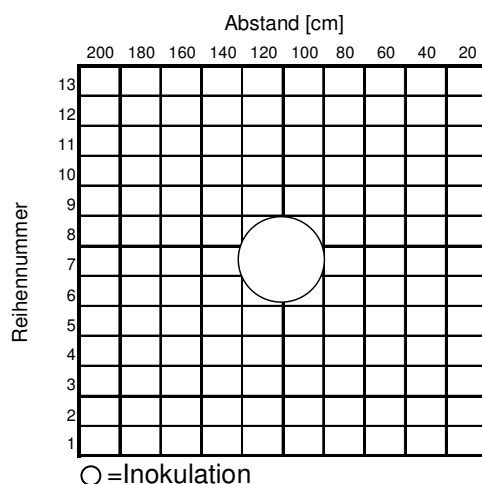


Abb. 3: Rasteraufteilung der Parzellen

2.6 Untersuchung der Samen auf *Colletotrichum*-Befall

Zur Untersuchung des Samens auf *Colletotrichum*-Befall, wurden am Ende der Vegetationsperiode am Standort Berlin-Dahlem im Jahr 2005 18 kranke Pflanzen und

2006 vier kranke Pflanzen pro Sorte entnommen, die irgendein *Colletotrichum* typisches Symptom aufwiesen, das heißt, mit einem Farbband markiert waren. Es erfolgte die Bestimmung des Anteils an Hülsen, die kranken Samen aufwiesen sowie des Anteils kranker Samen mittels der Appressorienmethode. Im Jahr 2006 wurde zusätzlich zwischen endogenem und exogenem Befall der Hülsen unterschieden, indem die Samen von zwei der vier entnommenen Pflanzen der Sorte Bora und Tanjil desinfiziert (Klorix, Verhältnis 1:4) und die Samen der anderen beiden Pflanzen unbehandelt auf SNA-Agar ausgelegt wurden. Zusätzlich erfolgte die Beprobung der Kontrollen, indem jeweils 3 Pflanzen entnommen und auf *Colletotrichum*-Befallsfreiheit untersucht wurden.

2.7 Pflanzen/m² und Feldaufgang

Zur Ermittlung der Pflanzen/m² und des Feldaufganges wurde entlang der Drillreihen an zwei Stellen pro Parzelle die Zahl der aufgelaufenen Lupinenpflanzen auf einem Meter Länge gezählt und der Mittelwert dieser Zählreihen gebildet (Wilbois et al. 2004). Der Mittelwert wird dann durch den Reihenabstand in Metern geteilt und man erhält die Pflanzenzahl pro m² (Formel 1). Aus der Aussaatmenge in kg/ha, der Keimfähigkeit des Saatgutes und dem Tausendkorngewicht lässt sich die Zahl der keimfähigen Samen/m² ermitteln (Formel 2). Mit den Ergebnissen aus Formel 1 und 2 wird dann der Feldaufgang berechnet (Formel 3).

$$\text{Formel 1: Pflanzen/m}^2 = \frac{\text{Mittelwert der Zählreihen}}{\text{Abstand der Drillreihen [m]}}$$

$$\text{Formel 2: keimfähige Samen/m}^2 = \frac{\text{Keimfähigkeit [\%]} \times \text{Aussaatmenge [kg/ha]}}{\text{Tausendkorngewicht [g]}}$$

$$\text{Formel 3: Feldaufgang [\%]} = \frac{\text{Pflanzen/m}^2}{\text{keimf. Samen/m}^2} \times 100$$

2.8 Wetterdaten

Für die Aufzeichnung der meteorologischen Daten wurde am Standort Berlin-Dahlem neben dem Versuchsfeld eine Wetterstation aufgestellt (Fa. Davis, Vantage Pro). Aufgezeichnet wurden die Luft- und Bodentemperatur, Luft- und Bodenfeuchte, Niederschlag, Windgeschwindigkeit und -richtung und Blattnässe. Die Messungen der einzelnen Sensoren erfolgten in Intervallen von 30 Minuten.

3. Ergebnisse und andere wesentliche Ereignisse des Berichtszeitraumes

3.1 Klimakammer

3.1.1 Konidienkeimung und Pilzwachstum in Abhängigkeit von der Temperatur

Ein wichtiger Parameter zur Beschreibung des Infektionsverlaufes der Anthraknose ist neben der Dauer der Blattnässe die Temperatur. Die Abbildung 4 zeigt den Einfluss unterschiedlicher Temperaturen auf den Beginn der Konidienkeimung.

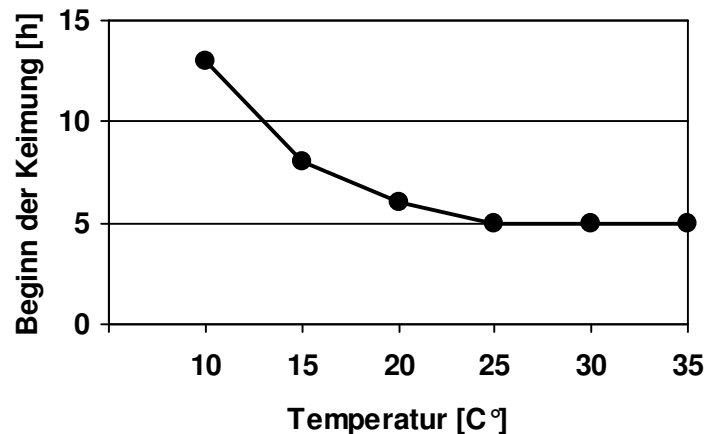


Abb. 4: Beginn der Konidienkeimung nach Inkubation bei 10°C, 15°C, 20°C, 25°C, 30°C und 35°C in Dunkelheit

Mit zunehmender Temperatur sank die Zeit bis zum Keimen der ersten Konidien. Während die Keimung bei 10°C erst nach 13h begann, konnten bei 25°C bzw. 30°C bereits nach 5h gekeimte Konidien gefunden werden. Auch die Zeit bis zum Erreichen einer 100%igen Keimrate nahm mit zunehmender Temperatur stark ab (Abb. 5). Bei einer Temperatur von 30°C bzw. 25°C keimten bereits nach 13h bzw. 14h alle ausgezählten Konidien. Bei 20°C wurde eine 100%ige Keimrate erst nach 24h erreicht, wohingegen die Varianten 15°C und 10°C auch nach 28h noch keine 100%ige Keimrate (93 bzw. 53%) aufwiesen.

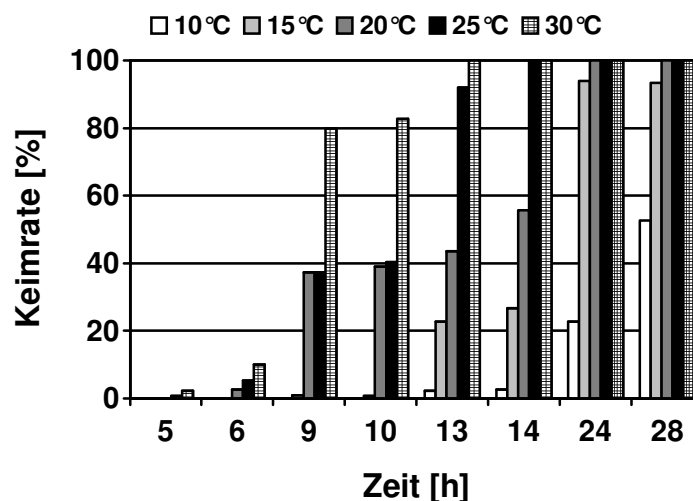


Abb. 5: Keimrate [%] des Erregers in Abhängigkeit von der Temperatur

Im Gegensatz zur Konidienkeimung ergab das Pilzwachstum bei allen drei getesteten Isolaten Optimumkurven (Abb. 6), die sich fast vollständig deckten. Der stärkste Myzelzuwachs zeigte sich bei 25°C. Unter 5°C und über 35°C konnte kein Wachstum des Pilzes festgestellt werden.

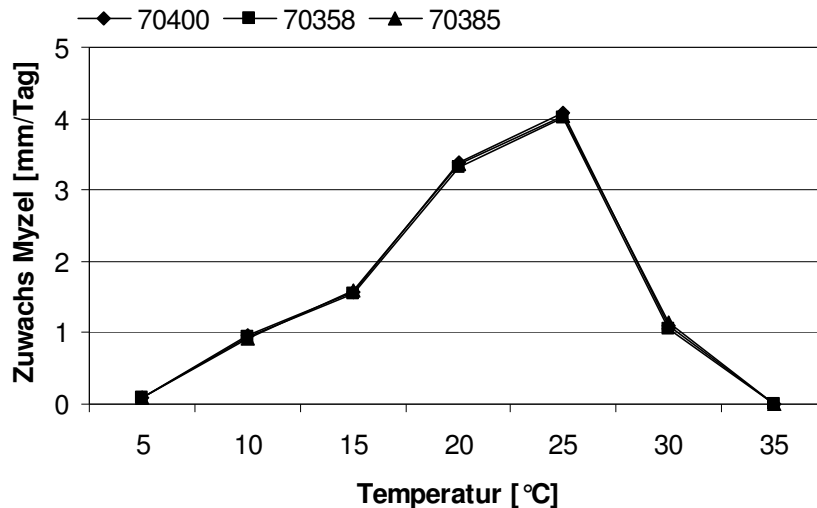


Abb. 6: Täglicher Mycelzuwachs der Isolate BBA 70400, BBA 70358 und BBA 70385 in Abhängigkeit von der Temperatur

Die Zeit bis zum Auftreten erster Symptome (Inkubationszeit) variierte in Abhängigkeit von der Temperatur (Abb. 7). Während bei 15°C nach Sprühinokulation von Pflanzen der Sorten Arabella und Bora im 2-4 Blattstadium 7,5 bzw. 7 Tage nötig sind, treten erste Symptome bei 25°C bereits nach 3 bzw. 3,5 Tagen auf. Das Auftreten von Konidienlagern (Latenzzeit) war in den Klimakammerversuchen nur nach Inokulation der Pflanzen zur Blüte und nach Hülseninokulation festzustellen. Bei 15°C betrug die Latenzzeit bei beiden Sorten 7,5 Tage, bei 25°C sind bereits nach 3,5 (Arabella) und 4,5 (Bora) Tagen Konidienlager vorhanden, die direkt am Stängel unter der Blüte zu finden waren. Die inokulierten Hülsen zeigten nach 9 Tagen bei der Sorte Arabella und Bora erste Konidienlager, bei 20°C waren 6 bzw. 7 Tage notwendig. Die Hülsen der 25°C Variante waren bei der Sorte Arabella stark mit anderen Pilzen verschmutzt, so dass eine Auswertung nicht möglich war. Bei der Sorte Bora zeigten sich nach 5 Tagen Konidienlager auf den Hülsen.

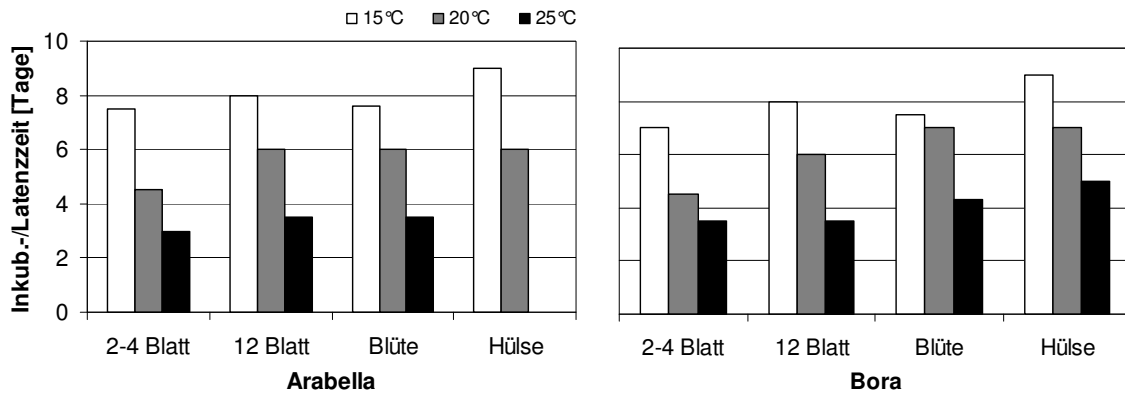


Abb. 7: Inkubations- und Latenzzeit des Erregers bei unterschiedlichen Temperaturen und Entwicklungsstadien nach Sprühinokulation
3.1.2 Befallshäufigkeit

Die Abbildung 8 zeigt die prozentuale Befallshäufigkeit der Sorten Arabella und Bora im 2-4 Blattstadium bei unterschiedlicher Blattnässedauer und Temperatur zum letzten Boniturtermin nach drei bis vier Wochen.

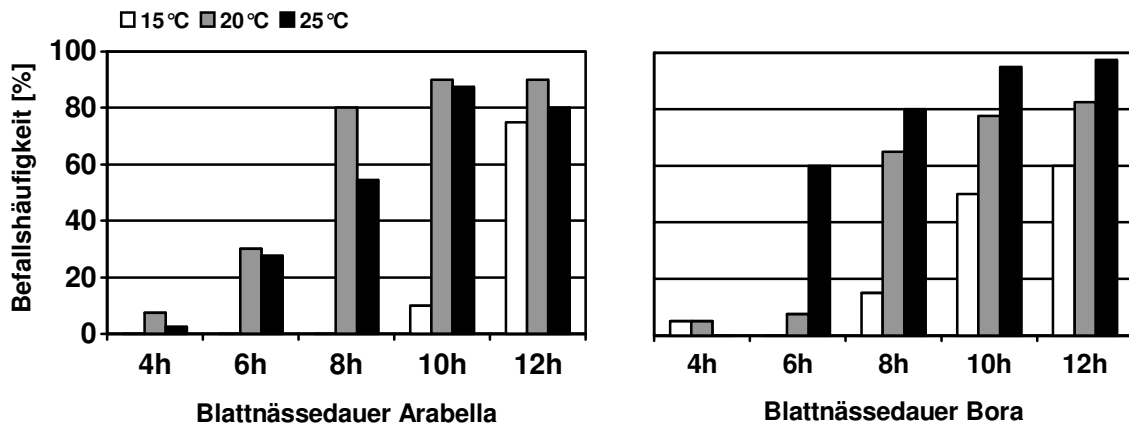


Abb. 8: Befallshäufigkeit [%] nach Inokulation von 40 Pflanzen im 2-4 Blattstadium

Mit zunehmender Blattnässedauer stieg die Anzahl befallener Pflanzen stark an. Ab einer Blattnässe von 4h war eine Infektion der Pflanzen bereits möglich, diese führte jedoch bei beiden Sorten und allen drei getesteten Temperaturvarianten lediglich zum Befall von maximal drei Pflanzen. Erst bei einer Blattnässedauer von 10h wurden mehr als 50% der Pflanzen befallen. Nach 12h Blattnässe zeigten sich Befallshäufigkeiten von mindestens 60%, bei der Sorte Bora wurden bei 25°C 39 der 40 inokulierten Pflanzen befallen.

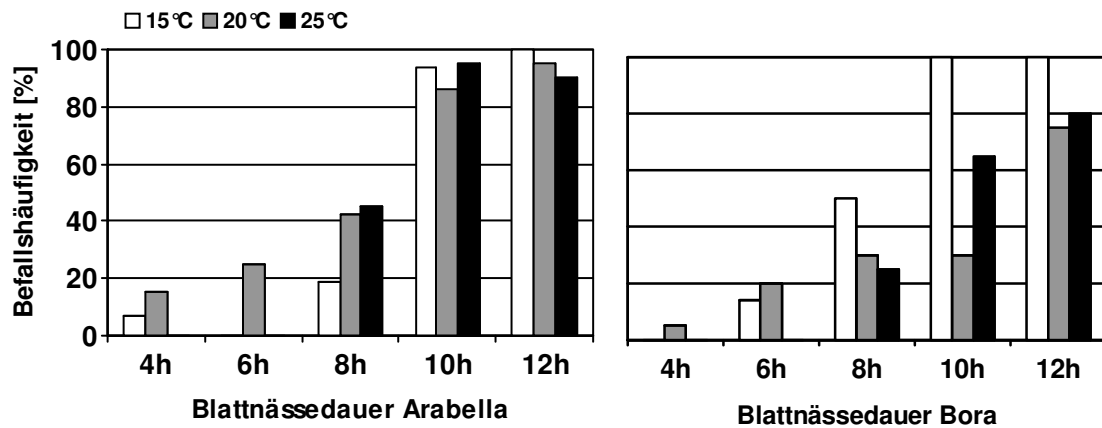


Abb. 9: Befallshäufigkeit [%] nach Inokulation von 40 Pflanzen im 12 Blattstadium

Die Ergebnisse im 2-4 Blattstadium bestätigten sich nach Inokulation der Pflanzen im 12 Blattstadium (Abb. 9). Während bei 4h Blattnässe geringe Befallshäufigkeiten von 0% bis 15% auftraten, stieg der Anteil befallener Pflanzen mit zunehmender Blattnässedauer an und betrug mindestens 75% bei beiden Sorten und allen drei Temperaturvarianten nach 12h Blattnässe. Trotz der geringeren Temperatur von nur 15°C und dadurch bedingten langsameren Keimung der Konidien, konnten hohe Befallshäufigkeiten von 95% bis 100% nach 10h und 12h Blattnässe bei beiden Sorten erreicht werden.

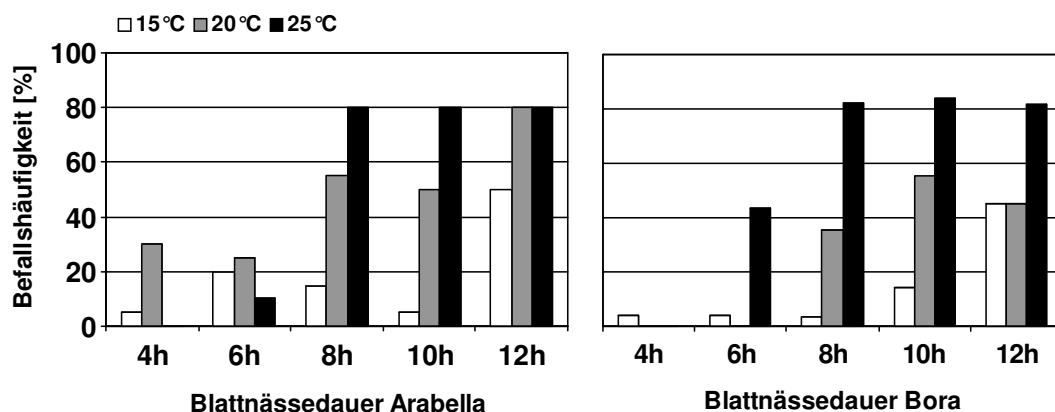


Abb. 10: Befallshäufigkeit [%] nach Inokulation von 20-40 Pflanzen zur Blüte

Auch nach Inokulation der Pflanzen zur Blüte konnte tendenziell ein Anstieg des Befalls mit zunehmender Blattnässe festgestellt werden (Abb. 10). Die Befallshäufigkeiten waren jedoch geringer als im 2-4 und 12 Blattstadium. Während bei 25°C der Anteil befallener Pflanzen bei beiden Sorten ab 8h Blattnässe auf 80% bis 85% anstieg, zeigten sich bei 15°C lediglich Befallshäufigkeiten von maximal 50%. Dennoch war auch nach Inokulation zur Blüte eine erfolgreiche Infektion bereits nach 4h Blattnässe möglich.

Abbildung 11 zeigt die Abhängigkeit der Lupine von der Blattnässedauer nach Zusammenfassung aller Entwicklungsstadien und Temperaturen. Signifikante Unterschiede konnten bei beiden Sorten nach 4h, 6h und 8h im Vergleich zu 12h

Blattnässe ermittelt werden. Die Unterschiede in der Befallshäufigkeit waren auch bei 4h bzw. 6h Blattnässe im Vergleich zu 10h Blattnässe signifikant.

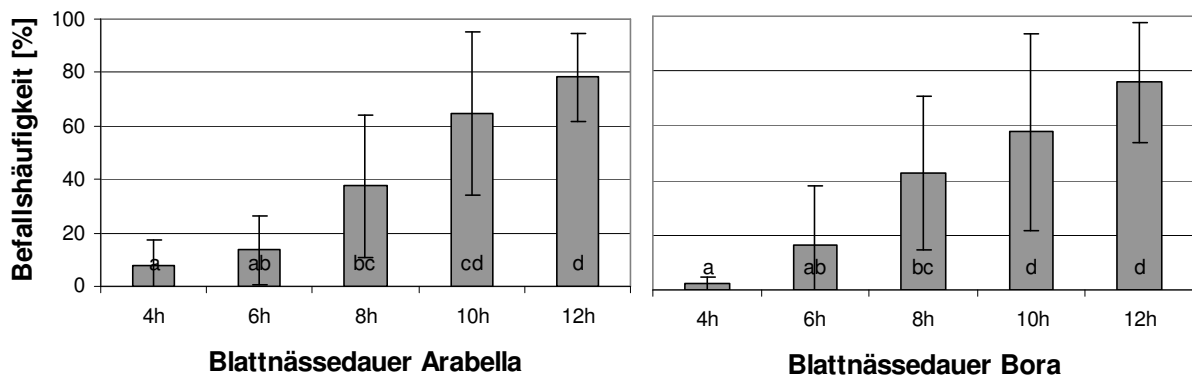


Abb. 11: Befallshäufigkeit [%] mit Standardabweichung (Entwicklungsstadien und Temperaturen zusammengefasst und gemittelt, unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, $p \leq 0,05$ (Tukey-Test))

Der Vergleich der drei Temperaturvarianten zeigte bei beiden Sorten keine signifikanten Unterschiede nach 4h, 6h, 8h, 10h und 12h Blattnässe bezüglich der Befallshäufigkeit.

Da in der Klimakammer lediglich eine 40%-85%ige Luftfeuchte herrschte, stagnierte der Befall ca. 14 Tage nach der Inokulation. Neu ausgetriebene Blätter zeigten keinerlei Symptome und eine Verbreitung von einer auf die andere Pflanze war aufgrund des Abstandes zwischen den Pflanzen nicht möglich. Sechs Wochen nach Inokulation der Pflanzen wurden befallene Blätter, die mittlerweile stark vertrocknet waren und aufgrund der geringen Luftfeuchte keine sichtbare Sporulation aufwiesen, abgenommen und auf SNA-Agar ausgelegt. Nach sieben Tagen konnten sowohl Sporen als auch Appressorien gefunden werden. Der Erreger war trotz der sechswöchigen, nicht optimalen Bedingungen immer noch vital und hätte nach einer Feuchtperiode einen erneuten Ausbruch der Infektion bewirken können. Dies bestätigten Untersuchungen zur Keimrate nach Trocknung der Konidien auf einem Objektträger. Konidien, die 21 Tage auf einem Objektträger bei Trockenheit gelagert wurden, zeigten nach Abschwemmen auf SNA noch eine Keimrate von 5%.

Im Gegensatz zu den Ergebnissen der Versuche mit verschiedenen Blattnässedauern nach Inokulation der Pflanzen im 2-4 und 12 Blattstadium sowie zur Blüte, zeigten sich bei beiden Sorten bereits 10 Tage nach der Inokulation der Hülsen geringe bis keine Unterschiede zwischen den verschiedenen Varianten (Abb. 12). Lediglich nach 4h Blattnässe wurden Befallshäufigkeiten unter 100% erreicht. Bei allen anderen getesteten Varianten waren zum letzten Boniturtermin alle Hülsen befallen. Die geringe Befallshäufigkeit der Sorte Bora nach 12h Blattnässe bei 25°C ist auf die starke Verschmutzung der Hülsen mit anderen Pilzen zurückzuführen, sodass eine Auswertung durch Überlagerung des *Colletotrichum*-Pilzes nicht mehr möglich war.

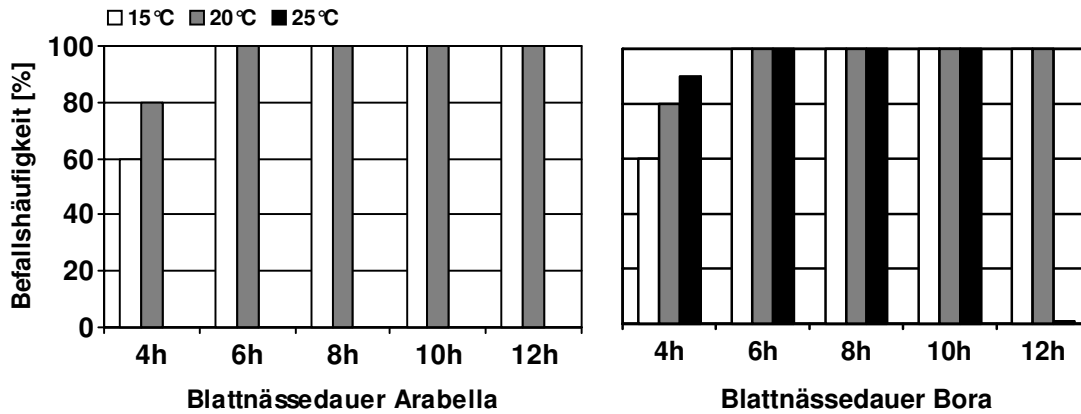
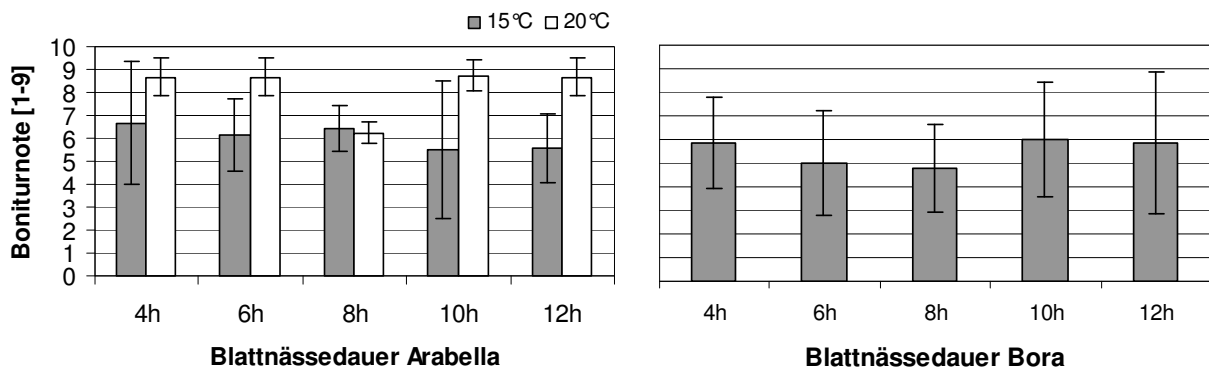


Abb. 12: Befallshäufigkeit [%] zehn Tage nach Inokulation von 20 Hülsen

17 Tage nach Inokulation der Hülsen der Sorte Arabella war die Oberfläche bei der 15°C Variante bei einer Blattnässedauer von 4h im Mittel zu 50% (Boniturnote 6,7) befallen (Abb. 13). Ähnliche Befallsstärken zeigten sich bei den anderen Varianten der Blattnässedauer. Bei der 20°C Variante stieg der Anteil befallener Fläche bei 4h Blattnässe auf mehr als 75% an. Bei der Sorte Bora war eine Bonitur nach 17 Tagen aufgrund starker Verpilzung nur noch bei den 20 Hülsen der 15°C und 20°C Variante möglich. Der mittlere Befall der Hülsenoberfläche betrug trotz der geringen Temperatur bereits bei nur 4h Blattnässe mit einer Boniturnote von 5,8 mehr als 26%.



1: kein Befall, 3: bis 25% befallene Hülsenoberfläche, 5: 26-50% befallene Hülsenoberfläche, 7: 51-75% befallene Hülsenoberfläche, 9: >75% befallene Hülsenoberfläche

Abb. 13: Boniturnoten (Befallstärke) [1-9] mit Standardabweichung 17 Tage nach Inokulation von 20 Hülsen

3.2 Freiland

2005

Die Witterungsbedingungen an den Standorten variierten im Jahr 2005 sehr stark. Während die Lupinenpflanzen in Rastatt bereits Ende April 2005 bzw. in Berlin-Dahlem Anfang Mai 2005 im 2-4 Blattstadium inokuliert werden konnten, war das Saatgut an den drei Standorten in Mecklenburg-Vorpommern (Bocksee, Nemerow und Groß Lüsewitz) noch nicht vollständig aufgelaufen, was auf das in diesem Jahr besonders trockene Frühjahr in Norddeutschland zurückzuführen war. Auch in Berlin-Dahlem blieb der Niederschlag aus, durch die regelmäßige Zusatzberegnung bis zur Inokulation war jedoch eine normale Entwicklung der Pflanzen möglich. Zusätzlich zur extremen Trockenheit, wiesen die Pflanzen am Standort Bocksee starke Frostschäden auf, von denen sie sich im Laufe der Vegetationsperiode nicht mehr erholten. Die Inokulation in Bocksee wurde noch vorgenommen, aber aufgrund des lückenhafteten Bestandes war die Ausbreitung der Infektion nicht mehr möglich. Trotz der erfolgreichen Inokulation Anfang Juni, zeigten die restlichen Pflanzen im Bestand keinerlei Symptome, weder an den Pflanzen noch an den Hülsen.

Am Standort Rastatt herrschten zur Inokulation und auch an den nachfolgenden Tagen optimale Bedingungen für eine Infektion, dennoch zeigten die Pflanzen keine Symptome. Die ausgelegten inokulierten Samen wurden wahrscheinlich zum Großteil von Schnecken gefressen und liefen somit nicht auf, das Saatgut war nicht mehr vorhanden.

An den Standorten Berlin-Dahlem, Bocksee und Groß Lüsewitz wurde Mitte Mai 2005 ein hoher Besatz der Parzellen mit Blattrandkäfern festgestellt, so dass eine einmalige Spritzung mit Karate erfolgte.

2006

Auch im Jahr 2006 zeigten sich an den vier Standorten deutliche Unterschiede bezüglich der Witterung. Während am Standort Bocksee und Marihn die Inokulation bereits am 11.05. bzw. in Berlin-Dahlem am 12.05. stattfand, konnten in Groß Lüsewitz die in Inokulum geschüttelten Samen erst am 18.06. ausgebracht werden, da die Pflanzen durch die späte Aussaat und die geringen Temperaturen in ihrer Entwicklung weit zurück waren. Am Standort Berlin-Dahlem liefen die Pflanzen sehr inhomogen auf, da durch starken Krähenbefall viele Samen gefressen bzw. Jungpflanzen herausgerupft wurden. Außerdem musste zusätzlich zur ersten Inokulation eine zweite durchgeführt werden, da die ausgelegten Samen fast vollständig von Schnecken oder Ameisen gefressen worden waren. Am 30.05 wurden zusätzlich vier Jungpflanzen, deren Samen in Inokulum geschüttelt worden waren, ausgepflanzt.

Am Standort Bocksee und Groß Lüsewitz wurde Ende Mai 2006 ein hoher Besatz der Parzellen mit Blattrandkäfern festgestellt, so dass eine einmalige Spritzung mit Karate erfolgte.

3.2.1 Feldaufgang und Befallshäufigkeit

In Tabelle 4 ist der Feldaufgang bzw. die Anzahl Pflanzen/m² der Sorten Arabella, Bora und Tanjil an den Standorten in den Jahren 2005 und 2006 dargestellt. Der mittlere Feldaufgang variiert zwischen 68 Pflanzen am Standort Berlin-Dahlem und

106 Pflanzen am Standort Marihn im Jahr 2006. Der Anteil aufgelaufener Pflanzen ist in beiden Untersuchungsjahren am Standort Berlin-Dahlem mit 91 und 68 Pflanzen geringer verglichen mit den anderen Standorten.

Tabelle 4: Pflanzen/m² bzw. Feldaufgang der Sorten Arabella, Bora und Tanjil an den Standorten in den Jahren 2005 und 2006 nach Aussaat von 100 keimfähigen Körnern/m²

Sorte/Inokulationsmethode	2005			2006	
	Dahlem	Groß Lüsewitz	Bocksee	Dahlem	Marihn
Arabella 1/ S	83	-	107	67	107
Arabella 2/ S	97	-	111	60	110
Arabella 3/ S	77	-	-	87	-
Bora 1/ S	97	-	109	73	103
Bora 2/ S	80	-	109	73	113
Bora 3/S	90	-	-	67	-
Tanjil 1/ S	-	-	78	47	100
Tanjil 2/ S	-	-	100	73	103
Tanjil 3/ S	-	-	-	73	-
Arabella 1/ SP	97	100	-	-	-
Arabella 2/ SP	100	113	-	-	-
Arabella 3/ SP	80	97	-	-	-
Arabella 4/ SP		90			
Bora 1/ SP	107	107	-	-	-
Bora 2/ SP	100	107	-	-	-
Bora 3/ SP	87	107	-	-	-
Bora 4/ SP		100			
Mittel	91	102	102	68	106

S= Sameniokulation SP=Sprühinokulation

Abbildung 14 zeigt die Befallshäufigkeit der Sorten Arabella und Bora am Standort Berlin-Dahlem und Groß Lüsewitz im **Jahr 2005**. Da am Standort Groß Lüsewitz keine Sameninokulation vorgenommen wurde, sondern auf allen vier zu inokulierenden Parzellen eine Sprühinokulation erfolgte, stehen für die Auswertung vier Wiederholungen zur Verfügung.

Der Anteil befallener Pflanzen in Berlin-Dahlem variierte bei der Sorte Bora zwischen 6% und 12% nach der Sprühinokulation sowie 10% und 25% nach der Sameninokulation. Bei der Sorte Arabella waren nach Sprühinokulation 4% bis 12% der Pflanzen befallen, nach der Sameninokulation 3% bis 15% der Pflanzen. Zwischen den beiden Sorten und Inokulationsmethoden konnten keine signifikanten Unterschiede gefunden werden. Dies bestätigte sich am Standort Groß Lüsewitz. Auch hier konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten gefunden werden. An beiden Standorten zeigten sich mittlere Befallshäufigkeiten von 11% (Berlin-Dahlem) und 12% (Groß Lüsewitz).

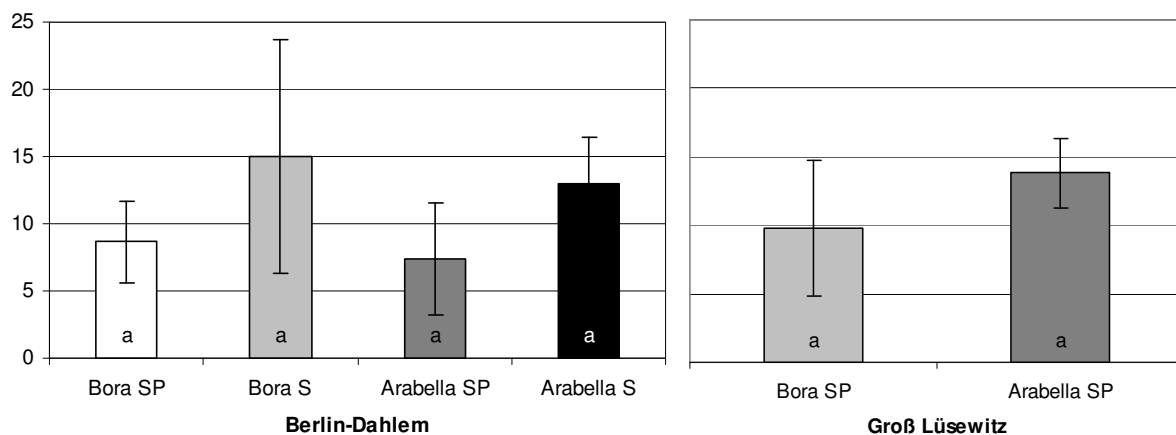


Abb. 14: Befallshäufigkeit [%] mit Standardabweichung nach Samen- (S) bzw. Sprühhinokulation (SP) an zwei Standorten im Jahr 2005 (unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, $p \leq 0,05$ (Tukey-Test))

Wesentlich stärkere Unterschiede zeigten sich innerhalb der Wiederholungen was zu relativ hohen Standardabweichungen führte. Nach Sprühhinokulation der Sorte Arabella am Standort Berlin-Dahlem zeigten zwei der drei Wiederholungen einen hohen Frühbefall mit *Fusarium* und *Botrytis*, der zu einem geringen Befall der Parzellen mit Anthraknose führte.

Der höhere mittlere Anteil befallener Pflanzen der Sorten Arabella und Bora nach Sameninokulation am Standort Berlin-Dahlem ist zurückzuführen auf das starke Lagern der Pflanzen auf einigen Parzellen. Dies führte zu großen Unterschieden in der Befallshäufigkeit von 10% bis 25% bei der Sorte Bora und 9% bis 15% bei der Sorte Arabella. Die Parzelle der Sorte Bora mit einem Befall von 25% wies ein starkes Lager auf. Die umgeknickten, am Boden liegenden Pflanzen begünstigten eine Verbreitung des Erregers. Dies wird bestätigt durch die Ergebnisse am Standort Groß Lüsewitz. Bis auf zwei Wiederholungen der Sorte Bora, wiesen alle Parzellen einen höheren Anteil befallener Pflanzen auf. Diese Parzellen zeigten eine starke Lagerbildung, so dass auch an diesem Standort der hohe Befall auf diesen Umstand zurückzuführen ist.

Auch im **Jahr 2006** konnten an den Standorten Berlin-Dahlem, Bocksee und Marihn keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten Arabella und Bora gefunden werden (Abb. 15). Am Standort Marihn zeigte die Sorte Tanjil einen signifikanten Unterschied zu den Sorten Arabella ($p = 0,001$) und Bora ($p = 0,012$). Signifikante Unterschiede konnten am Standort Bocksee nur zwischen der Sorte Arabella und Tanjil ($p = 0,037$) gefunden werden, dennoch ist der Befall der Sorte Bora mit 17% deutlich höher als der Befall der Sorte Tanjil mit 9%. Im Gegensatz dazu konnten am Standort Berlin-Dahlem keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten gefunden werden. Der Befall war insgesamt mit mittleren Befallshäufigkeiten von 5% bei der Sorte Arabella und 6% bei der Sorte Bora als gering einzustufen. Die Sorte Tanjil zeigte mit mittleren 7% gegenüber den anderen Standorten keine signifikanten Unterschiede bezüglich des Befalls.

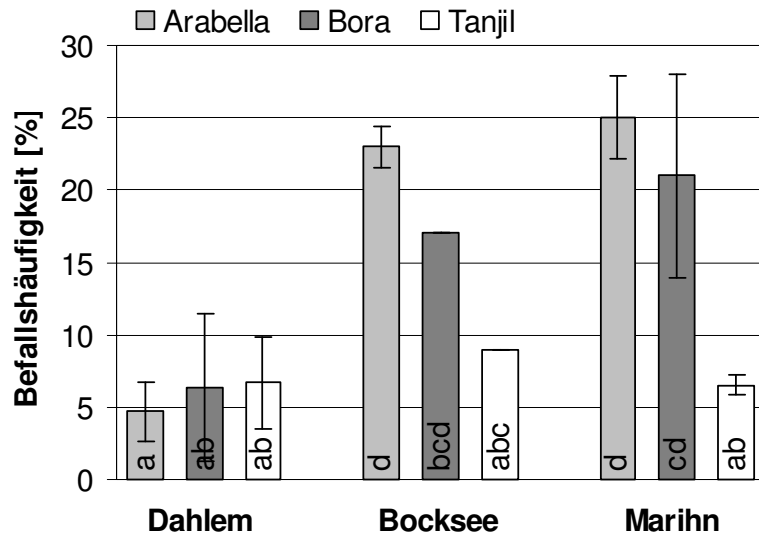


Abb. 15: Mittlere Befallshäufigkeit [%] mit Standardabweichung an drei Standorten nach Sameninokulation im Jahr 2006 (unterschiedliche Buchstaben kennzeichnen signifikante Unterschiede, $p \leq 0,05$ (Tukey-Test))

3.2.2 Symptome

Neben der Anzahl befallener Pflanzen war die Bonitur der Symptome im Freiland von besonderer Bedeutung, da zusätzlich zum Auftreten von Blattflecken und Verkrümmungen der Anteil Pflanzen interessant ist, der am Ende der Vegetationsperiode Hülsenbefall aufweist, denn dies führt letztlich zur Ernte kranker Samen, die bei der Aussaat zum Primärbefall des Bestandes führen. Ein weiteres wichtiges Symptom ist der Stängelfleck, da am Stängel Konidienlager gebildet werden, die zur Ausbreitung im Bestand maßgeblich beitragen. Abbildung 16 zeigt die Symptomausprägung der Pflanzen am Standort Berlin-Dahlem im **Jahr 2005**.

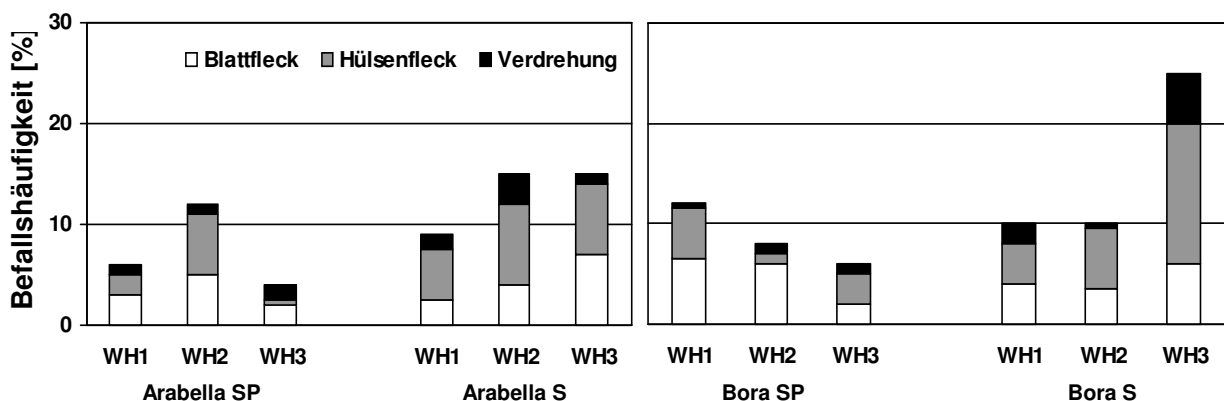


Abb. 16: Symptome [%] an den Sorten Arabella und Bora nach Sprüh- (SP) und Sameninokulation (S) am Standort Berlin-Dahlem am Ende der Vegetationsperiode im Jahr 2005

Aufgrund der großen Unterschiede zwischen den Wiederholungen durch *Fusarium*-Befall und Lagerbildung in den Parzellen sind die Ergebnisse nicht gemittelt. Alle

Pflanzen der Parzellen wiesen befallene Hülsen auf. Der Anteil Pflanzen mit Hülsenbefall variierte zwischen 0,5% in der Parzelle mit starkem *Fusarium*-Befall (Arabella-Sprühinok. WH3) und 14% auf der Parzelle mit starkem Lager (Bora-Sameninok., WH3). Auf den restlichen Parzellen zeigten 1% bis 7% der Hülsen Befall. Sowohl zwischen den Sorten als auch zwischen den Inokulationsmethoden zeigten sich am Ende der Vegetationsperiode keine auffallenden Unterschiede hinsichtlich der Symptomausprägung.

Im **Jahr 2006** war der Anteil von Hülsen mit Brennflecken das am stärksten vertretene Symptom bei allen drei gestesteten Sorten (Abb. 17). Während am Standort Berlin-Dahlem alle drei Sorten einen Anteil befallener Hülsen von 4,5% aufwiesen, variierte der Hülsenbefall am Standort Bocksee zwischen 17% (Arabella) und 7% (Tanjil). Der Anteil Pflanzen, die Stängelflecken aufwiesen war bei der Sorte Tanjil an beiden Standorten am geringsten (0,5% und 0%) und betrug bei der Sorte Arabella 0,5% am Standort Berlin-Dahlem und 2,5% am Standort Bocksee. Signifikante Unterschiede zwischen den jeweiligen Symptomen und der Sorte konnten lediglich bei der Sorte Tanjil gegenüber der Sorte Arabella und Bora bezüglich des Hülsenbefalls gefunden werden.

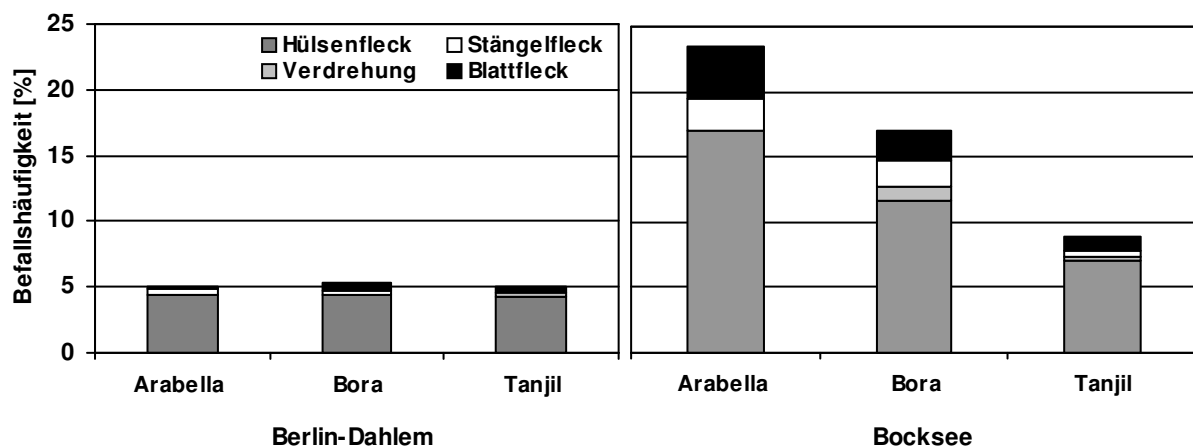


Abb. 17: Mittleres Auftreten der Symptome [%] an den Sorten Arabella, Bora und Tanjil am Standort Berlin-Dahlem und Bocksee am Ende der Vegetationsperiode im Jahr 2006

3.2.3 Vergleich von Sprüh- und Sameninokulation

Da keine gravierenden Unterschiede zwischen den Sorten Arabella und Bora hinsichtlich der Befallshäufigkeit und Symptomausprägung festgestellt wurden, kann der Infektionsverlauf der Anthraknose beim Vergleich der Inokulationsmethoden unabhängig von der Sorte beschrieben werden. In Tabelle 5 ist die Anzahl befallener Pflanzen aller Parzellen an den 18 Boniturterminen bzw. die Summe aller befallenen Pflanzen im Jahr 2005 nach Sprüh- und Sameninokulation dargestellt.

Am 1. Boniturtermin (23.05.05) war in den Parzellen 4 und 10, in deren Mitte die Pflanzen mit einer Konidiensuspension besprüht wurden, erstmals eine Ausbreitung der Anthraknose auf direkt angrenzende Pflanzen zu beobachten. Jeweils eine Pflanze der Sorte Arabella und Bora wiesen Blattflecken auf. Auch an den drei folgenden Boniturterminen konnten lediglich kranke Pflanzen auf den Parzellen

gefunden werden, die mit einer Sprühsuspension behandelt wurden. Erst zum 5. Boniturtermin (08.06.05) zeigten erstmals auch die Parzellen Befall, auf denen in Konidien suspension geschüttelte Samen ausgelegt wurden.

Das Besprühen der Pflanzen im 2-4 Blatt-Stadium führte dazu, dass der Erreger sofort auf den Blättern der Lupine eine Infektion hervorrufen konnte. Innerhalb von ca. 2 Wochen bildeten sich dann in Abhängigkeit von der Blattnässe und der Temperatur Symptome und Konidien, die zur Weiterverbreitung auf die angrenzenden Pflanzen führten. Bei der Sameninokulation mussten die Samen zunächst keimen und es dauerte länger bis sich Blattmaterial gebildet hatte, auf dem sich der Erreger vermehren konnte. Somit konnte eine Übertragung auf angrenzende Pflanzen erst 2 Wochen später festgestellt werden. Diese anfängliche spätere Ausbreitung wurde jedoch schon innerhalb kürzester Zeit aufgeholt. Bereits zum 6. Boniturtermin (13.06.05) ist die Summe infizierter Pflanzen mit 25 Pflanzen bei der Sameninokulation um 9 Pflanzen höher als bei der Sprühinokulation und diese Tendenz ist auch an den folgenden Boniturterminen zu beobachten. Zur 18. Bonitur (27.07.05) ist die Anzahl befallener Pflanzen in den Parzellen mit Sprühinokulation mit 13 Pflanzen um vier Pflanzen höher.

Tab. 5: Anzahl befallener Pflanzen des Parzellenversuches in Berlin-Dahlem zwischen dem 23.05 und 27.07.05

Bonitur		Parzelle																		Summe		
Nr.	Termin	Wiederholung 1						Wiederholung 2						Wiederholung 3						SP	S	
		P1	P2	P3	P4	P5	P6	P7	P8	P9	P10	P11	P12	P13	P14	P15	P16	P17	P18			
		B-SP	A-K	B-S	A-SP	A-S	B-K	B-S	B-K	A-K	B-SP	A-S	A-SP	A-SP	A-S	B-S	A-K	B-SP	B-K			
1	23.05.	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	2	0	
2	30.05.	4	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	5	0	
3	02.06.	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	
4	06.06.	1	0	0	1	0	0	0	0	0	1	0	3	4	0	0	0	0	0	10	0	
5	08.06.	4	0	1	1	0	0	1	0	0	4	3	3	3	2	3	0	0	0	15	10	
6	13.06.	5	0	6	1	2	0	0	0	0	1	7	4	2	3	7	0	3	0	11	25	
7	15.06.	0	0	0	1	2	0	0	0	0	0	1	0	0	1	6	0	1	0	2	10	
8	17.06.	6	0	8	5	3	0	1	0	0	4	4	2	1	6	7	0	5	0	23	29	
9	20.06.	2	0	0	2	1	0	2	0	0	1	7	1	1	0	3	0	0	0	7	13	
10	23.06.	2	0	3	0	6	0	5	0	0	8	7	1	1	3	9	0	1	0	13	33	
11	27.06.	7	0	2	1	2	0	3	0	0	0	1	8	0	3	8	0	0	0	16	19	
12	29.06.	7	0	2	1	0	0	5	0	0	1	5	7	0	0	3	0	1	0	17	15	
13	04.07.	0	0	0	0	0	0	2	0	0	1	2	2	0	0	8	0	0	0	3	12	
14	08.07.	5	0	10	0	6	0	6	0	0	5	8	4	0	10	7	0	1	0	19	47	
15	11.07.	6	0	4	5	3	0	3	0	0	1	7	4	0	7	5	0	2	0	18	29	
16	13.07.	2	0	0	0	2	0	0	0	0	1	3	1	0	7	8	0	4	0	8	21	
17	18.07.	1	0	2	0	3	0	5	0	0	2	5	1	0	3	9	0	0	0	9	22	
18	27.07.	0	0	1	3	1	0	0	0	0	0	0	6	2	2	5	0	2	0	13	9	
Summe		53	0	39	23	31	0	33	0	0	31	60	47	14	47	90	0	20	0	486	192	294

B=Bora, A=Arabella, SP=Sprühinokulation, S=Sameninokulation, K=Kontrolle

3.2.4 Infektionsverlauf und Ausbreitung der Anthraknose

Nach der Inokulation der Parzellen in Berlin-Dahlem am 03.05.05 wurden am 20.05.05 erstmals Symptome auf der Mehrzahl der inokulierten Pflanzen bzw. auf den Pflanzen deren Samen in einer Konidiensuspension geschüttelt worden waren gefunden. Die Pflanzen zeigten hauptsächlich die typischen Blattflecken und welke Fiederblätter, vereinzelt konnten abgeschnürte Blattstiele gefunden werden. Die Pflanzen deren Samen inokuliert wurden, wiesen stark deformierte Keimblätter und welke Fiederblätter auf. Aufgrund der in dieser Zeit geringen Tagesdurchschnittstemperaturen von 7,8 bis 18,7°C betrug die Inkubationszeit 17 Tage. Obwohl bei diesen geringen Temperaturen die Konidien mehr als 15h benötigen, um eine Keimrate von 50% aufzuweisen, wurden die meisten der inokulierten Pflanzen befallen. Dies ist darauf zurückzuführen, dass der regelmäßig aufgetretene Niederschlag bzw. die Blattnässe die Keimung der Konidien über einen längeren Zeitraum ermöglichten (Abb.18).

Abbildung 19 zeigt den Verlauf der Ausbreitung vom 1. (23.05.05) bis zum 18. (27.07.05) Boniturtermin auf der Parzelle 10. Die schwarz unterlegten Raster kennzeichnen die Orte, an denen zu dem jeweiligen Boniturtermin befallene Pflanzen gefunden wurden. Grau unterlegt sind alle Raster, die bis zum jeweiligen Boniturtermin befallene Pflanzen aufwiesen. Zum 1. Boniturtermin konnte eine befallene Pflanze im angrenzenden Bereich der Infektionsquelle gefunden werden. Weitere befallene Pflanzen traten zum 5. Boniturtermin auf. Die weitere Ausbreitung der Anthraknose erfolgte hauptsächlich in angrenzenden bzw. nahgelegenen Rastern, da die Ausbreitung der Konidien durch Regentropfen bei niedrigen Windstärken lediglich über geringere Distanzen möglich ist. Der vom 1. (23.05.05) bis zum 9. Boniturtermin (20.06.05) geringe aber regelmäßige Niederschlag von 2mm bis 14mm, die häufig über vier Stunden und fast täglich anhaltende Blattnässe sowie die mittleren Temperaturen von 10°C bis 25°C führten zu einer Verbreitung und Keimung der Konidien sowie zu einer erfolgreichen Infektion der Pflanzen (Abb. 18). Im Gegensatz zu den geringeren Niederschlägen im Juni, traten im Juli neben hohen Temperaturen zum Teil hohe Niederschläge von 24mm (05.07.05) und 26mm (21.07.05) auf, die zur weiteren Verbreitung und zu Neuinfektionen im Bestand führten.

Am 10. Boniturtermin (23.06.05) zeigten acht Pflanzen Symptome, von denen 7 Pflanzen im südöstlichen Teil der Parzelle gefunden wurden. Aufgrund der hohen mittleren Temperaturen (Tab. 18) ist von einer Inkubationszeit von ca. 4 bis 6 Tagen auszugehen, so dass die Konidien mit den geringen Niederschlägen von nur 1mm am 8. Boniturtermin (17.06.05) und zwei Tage später am 19.06.05 verbreitet wurden. Die Windrichtung zum Zeitpunkt des Niederschlages war an beiden Tagen Westnordwest, die Windstärke betrug 6m/s bzw. 5m/s, so dass die Verbreitung der Konidien durch den Transport der Regentropfen mit dem Wind erfolgt sein kann. Zum Zeitpunkt des Niederschlages wies mindestens eine Pflanze der Raster, die zuvor Symptome zeigten, bzw. mindestens eine Pflanze der Infektionsquelle in der Mitte der Parzelle Konidien auf. Durch das Auftreffen mehrerer Regentropfen und dem vorhandenem Wind wurden diese Konidien auf die 20cm bis 60cm entfernten Pflanzen transportiert und riefen dort einige Tage später Symptome hervor.

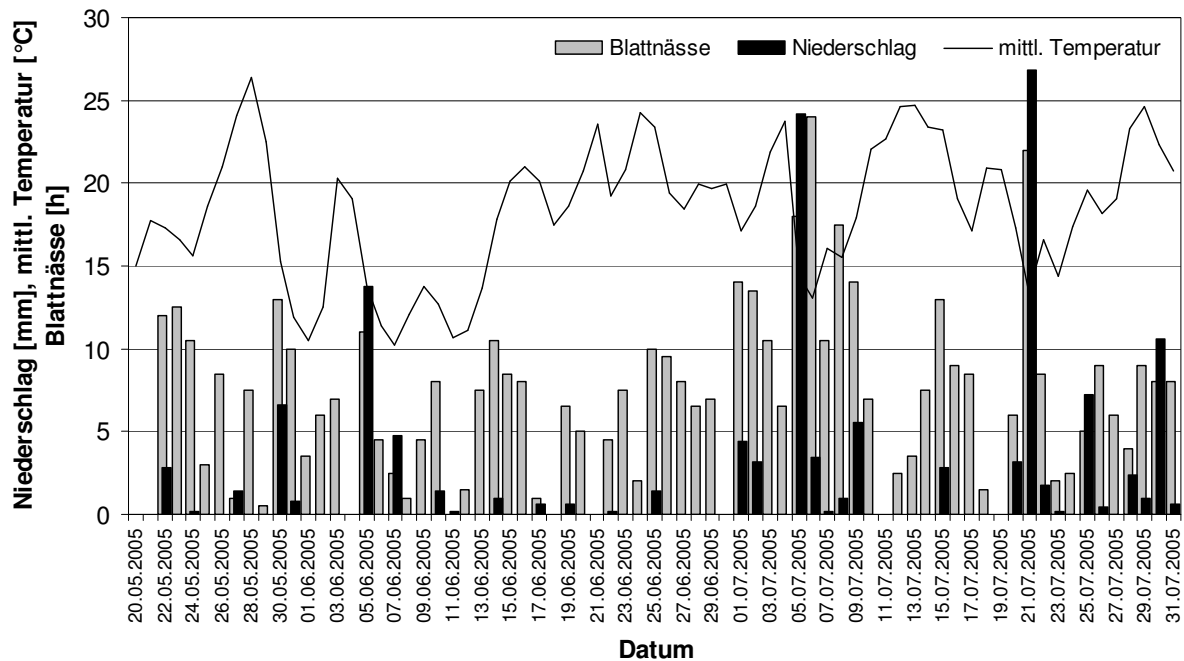


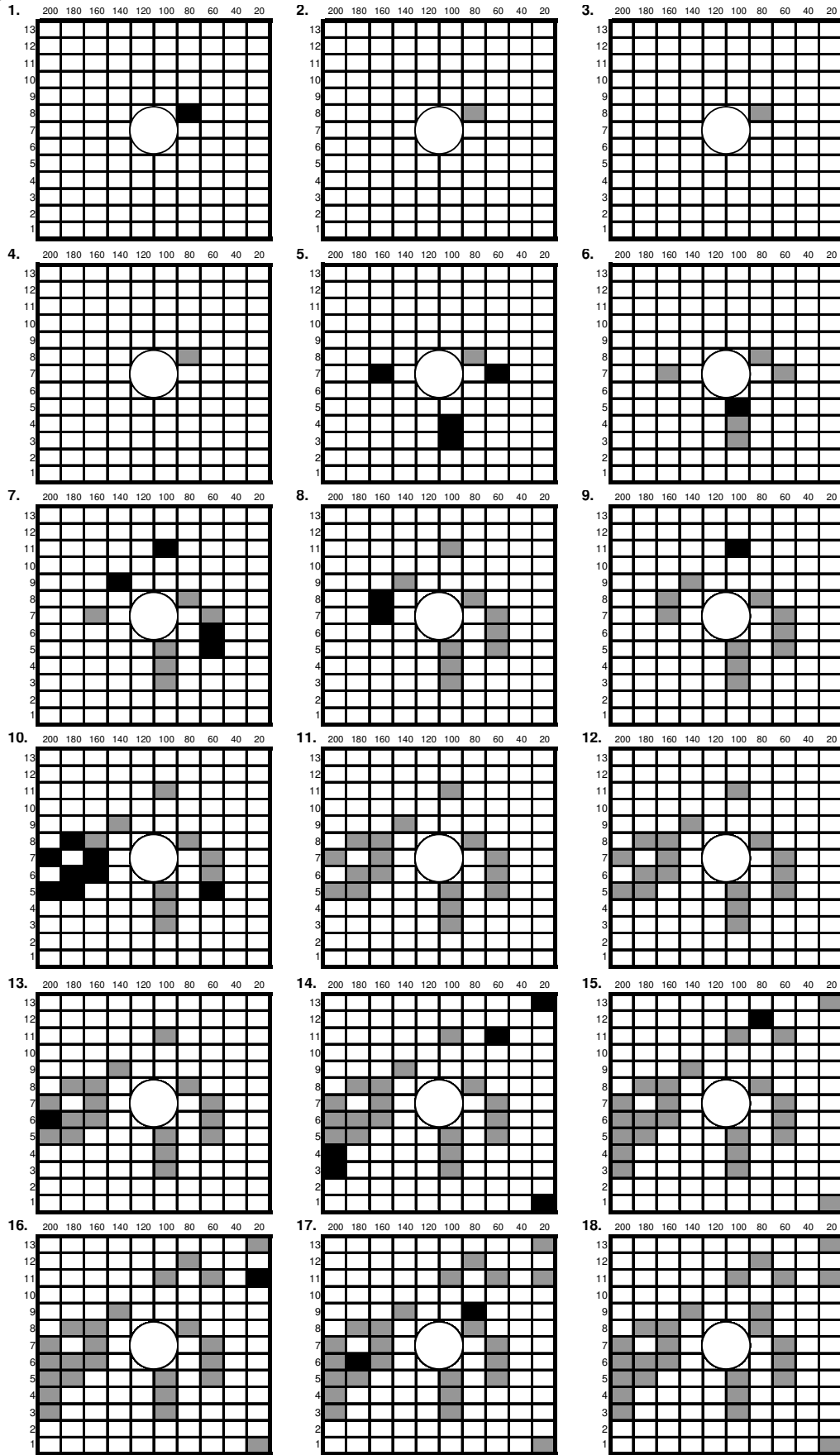
Abb. 18: Niederschlag, mittlere Temperatur und Blattnässe in den Monaten Mai, Juni und Juli 2005 am Standort Berlin-Dahlem

Die hohe Anzahl kranker Pflanzen zeigt, dass beim Zusammentreffen optimaler Bedingungen wie dem Vorhandensein von Konidien, Niederschlag, Wind und dem optimalen Auftreffen des Tropfens eine Dynamik aktiviert wurde, die im Bestand zur schnellen Verbreitung des Erregers und zu starkem Befall führte. Bei Betrachtung der Ausbreitungsdynamik auf der Parzelle 10 (Abb. 19) und der Parzelle 3 (Abb. 20) zeigt sich jedoch, dass diese Ausbreitungstärke nicht immer auftrat, da die oben genannten Faktoren nicht immer zum gleichen Zeitpunkt vorhanden gewesen sind.

Eine andere Ausbreitungsdynamik zeigt sich auf Flächen, die ein starkes Lager aufweisen. In Abbildung 21 ist die Verbreitung des Erregers auf der Parzelle 15 dargestellt. Diese Parzelle zeigte schon sehr früh am 4. Boniturtermin (06.06.05) eine starke Lagerbildung im oberen rechten Teil der Parzelle. Alle Pflanzen lagen am Boden mit direktem Kontakt zueinander. Die obere rechte Hälfte der Parzelle 15 wies einen hohen Anteil befallener Pflanzen auf. Insgesamt konnten 90 (25%) kranke Pflanzen gefunden werden, von denen 50 (14%) Pflanzen Hülsenbefall aufwiesen (Abb. 16). Der Anteil befallener Pflanzen war an vielen Boniturterminen höher als auf den Parzellen, die kein Lager aufwiesen. Dies konnte durch die Boniturergebnisse am Standort Groß Lüsewitz bestätigt werden.

Süden

Westen



Osten

Norden

Abb. 19: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 10 zu den 18 Boniturterminen am Standort Berlin-Dahlem im Jahr 2005 (■ = neu infizierte Pflanzen, ■ = bereits infizierte Pflanzen)

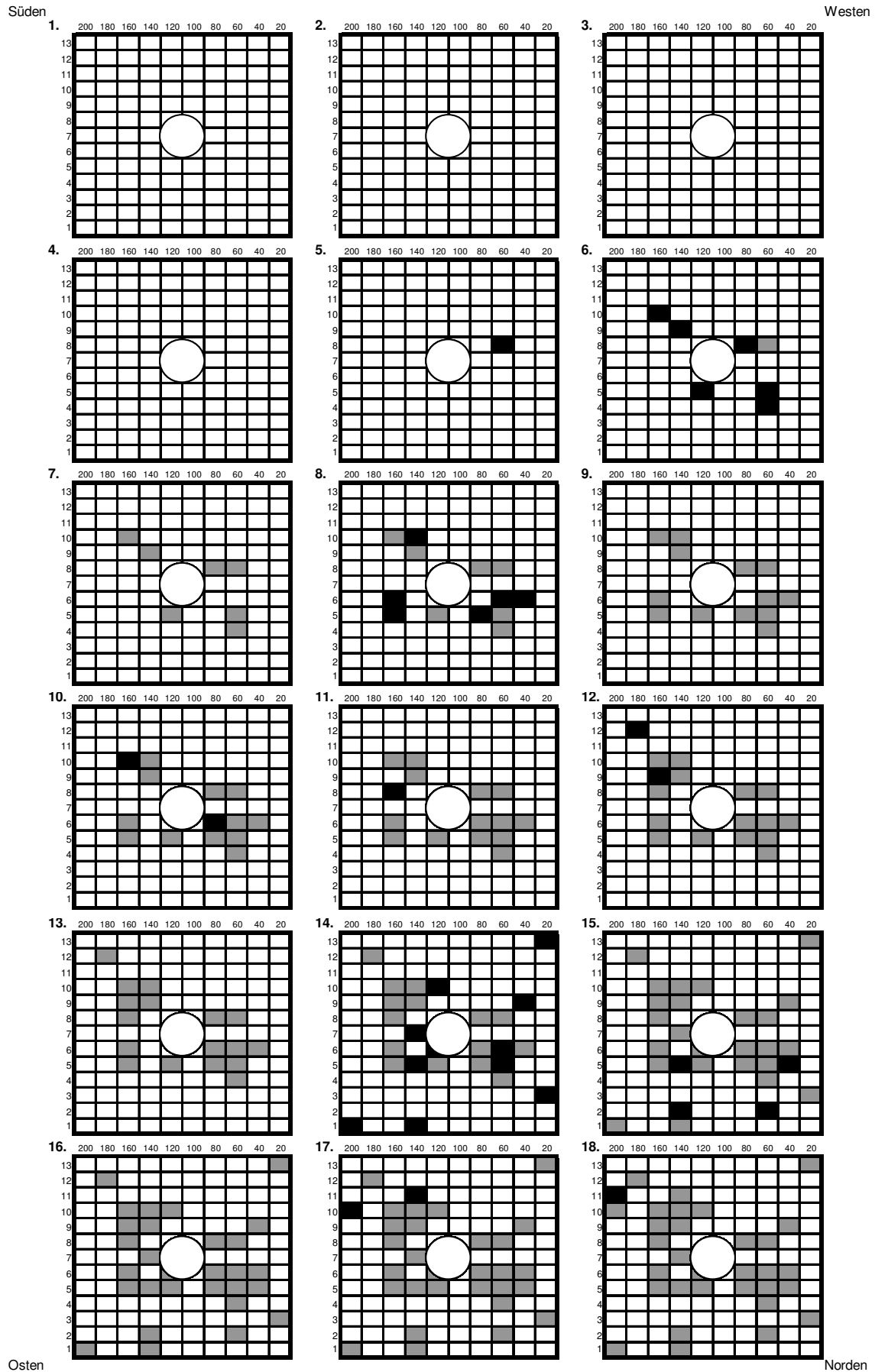


Abb. 20: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 3 zu den 18 Boniturterminen am Standort Berlin-Dahlem im Jahr 2005 (■ = neu infizierte Pflanzen, ■ = bereits infizierte Pflanzen)

Süden

Westen

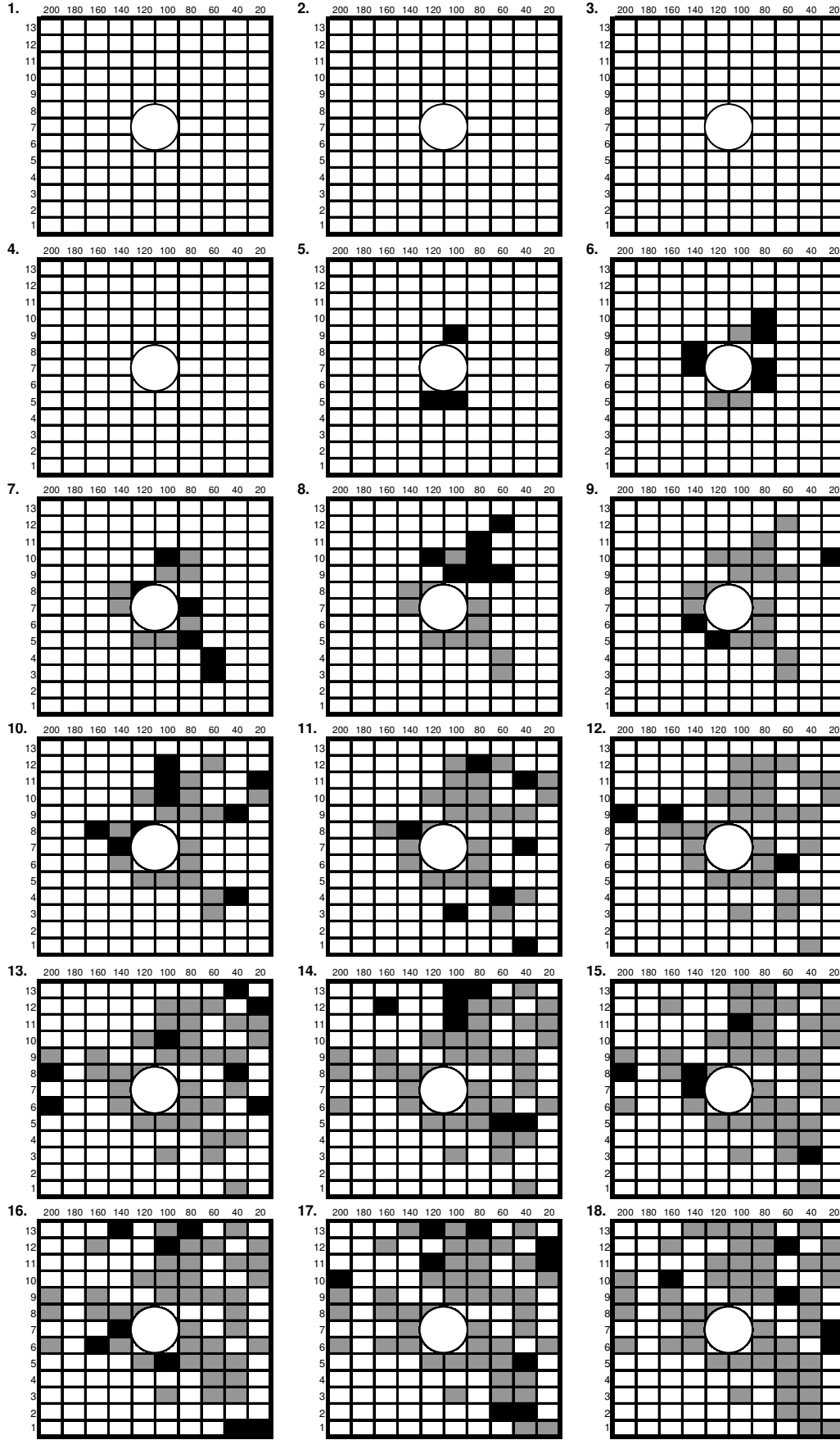


Abb. 21: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 15 zu den 18 Boniturterminen am Standort Berlin-Dahlem im Jahr 2005 (■ = neu infizierte Pflanzen, ■ = bereits infizierte Pflanzen)

Die Bedingungen für eine weitere Verbreitung der Anthraknose erwiesen sich im Monat Juli als optimal, da sowohl hohe Niederschläge als auch hohe Temperaturen und lange Blattnässeperioden (Abb. 18) auftraten. Trotzdem nahm die Anzahl neu infizierter Pflanzen ab dem 15. Boniturtermin (11.07.05) stark ab. Im Gegensatz zu den optisch gut erkennbaren Symptomen auf den noch grünen Hülsen war durch die Abreife der Hülsen und das Vertrocknen bzw. Abfallen der Blätter zum Ende der Vegetationsperiode das Erkennen von Symptomen wesentlich schwieriger. Es besteht somit die Möglichkeit, dass der tatsächliche Anteil kranker Pflanzen höher war.

Durch starke Witterungsunterschiede zeigten sich im **Jahr 2006** deutliche Unterschiede in der Ausbreitung der Anthraknose zum Vorjahr. Die regelmäßigen Niederschläge zwischen Mai und Ende Juli 2005 traten 2006 nicht auf (Abb. 22). Die hohen Temperaturen führten sicherlich zur schnelleren Keimung der Konidien und auch zu einem raschen Wachstum des Pilzes, aber die fehlende Feuchtigkeit, das Ausbleiben der Tauphasen und Temperaturen von über 30°C führten am Standort Berlin-Dahlem zur Stagnation des Befalls. Durch die verspätete zweite Inokulation am 30.05.06 waren die Pflanzen bereits weit über das 4-6 Blattstadium hinaus, so dass die künstlich infizierten Pflänzchen diesen Wachstumsvorsprung nicht mehr aufholen konnten. Eine Übertragung der Konidien auf die gesunden Pflanzen wurde somit wesentlich schwieriger, da das Blätterdach und die Größe der Pflanzen dazu führte, dass Regentropfen nicht mehr direkt auf die Konidienlager der infizierten Pflanzen auftreffen konnten und somit der Hauptübertragungsweg der Anthraknose nicht immer möglich war. Erschwert wurde die Übertragung außerdem durch den lückenhaften Bestand, da Krähen viele den aufgelaufenen Samen herausgepickt hatten.

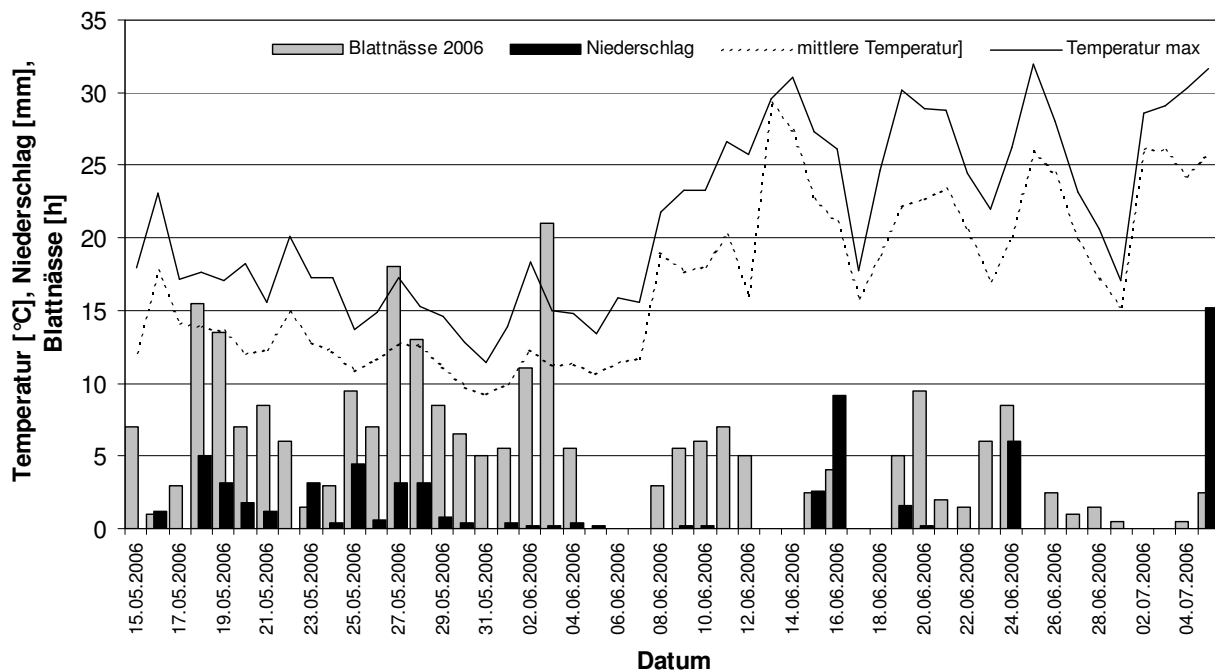


Abb. 22: Niederschlag, mittlere Temperatur und Blattnässe in den Monaten Mai, Juni und Juli 2006 am Standort Berlin-Dahlem

Tab. 6: Anzahl befallener Pflanzen der einzelnen Boniturtermine sowie prozentualer Befall des Parzellenversuches an den Standorten Berlin-Dahlem, Bocksee und Marihn im Jahr 2006

Standort		Parzelle																		Summe
Nr.	Termin	Wiederholung 1						Wiederholung 2						Wiederholung 3						
		P1 Tanjil	P2 Bora	P3 Arabella K	P4 Bora K	P5 Arabella	P6 Tanjil K	P7 Tanjil K	P8 Arabella	P9 Tanjil	P10 Arabella K	P11 Bora	P12 Bora K	P13 Arabella	P14 Bora	P15 Bora K	P16 Tanjil	P17 Tanjil K	P18 Arabella K	
Dahlem																				
1	12.06.	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1	0	0	0	0	2	0	0	4	
2	15.06.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	1	
3	19.06.	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	
4	21.06.	1	0	0	0	1	0	0	1	0	0	0	0	2	0	0	0	0	5	
5	26.06.	10	5	0	0	3	0	0	4	4	0	17	0	7	6	0	13	0	69	
6	27.06.	3	0	0	0	3	0	0	0	2	0	11	0	6	1	0	4	0	30	
7	29.06.	1	0	0	0	0	0	1	1	0	3	0	6	3	0	3	0	0	18	
8	03.07.	1	0	0	0	1	0	0	0	0	3	0	3	1	0	1	0	0	10	
9	05.07.	1	0	0	0	2	0	0	1	0	0	0	3	0	0	0	0	0	7	
	Summe	17	5	0	0	10	0	0	6	9	0	35	0	25	14	0	23	0	144	
	% Befall	9	2	0	0	4	0	0	3	3	0	12	0	7	5	0	8	0	0	
Bocksee																				
1	14.06.	4	5	2	0	11	0	0	16	7	0	13	0	-	-	-	-	-	58	
2	22.06.	0	4	0	0	7	0	0	5	0	0	9	0	-	-	-	-	-	25	
3	05.07.	13	18	2	1	24	0	0	41	11	0	21	0	-	-	-	-	-	131	
4	19.07.	8	43	2	5	56	0	0	33	13	2	29	0	-	-	-	-	-	191	
5	26.07.	2	4	1	1	4	0	0	4	3	0	3	0	-	-	-	-	-	22	
	Summe	27	74	7	7	102	0	0	99	34	2	75	0	-	-	-	-	-	427	
	% Befall	9	17	2	2	24	0	0	22	9	1	17	0							
Marihn																				
1	07.06.	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	1	0	-	-	-	-	-	2	
2	14.06.	2	3	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	-	-	-	-	-	6	
3	23.06.	9	10	0	0	12	0	0	7	4	0	11	0	-	-	-	-	-	53	
4	29.06.	0	30	0	0	38	0	0	32	7	0	24	0	-	-	-	-	-	131	
5	11.07.	11	28	0	0	33	0	0	13	0	0	5	0	-	-	-	-	-	90	
6	26.07.	1	35	0	0	31	0	0	46	6	0	21	0	-	-	-	-	-	140	
	Summe	23	107	0	0	114	0	0	99	17	0	62	0	-	-	-	-	-	422	
	% Befall	6	26	0	0	27	0	0	23	7	0	16	6							

K = Kontrolle

Bereits am 1. Boniturtermin (12.06.) wurden am **Standort Berlin-Dahlem** vier kranke Pflanzen der Sorte Bora und Tanjil gefunden, die an die Infektionsquelle angrenzten (Tab. 6). Mit den Niederschlägen am 15. und 16.06. wurden Konidien auf angrenzende Pflanzen übertragen. Sechs Tage später zeigten insgesamt fünf Pflanzen Befall und elf Tage später wiesen weitere 69 Pflanzen Befall auf. Auf der Parzelle 11 der Sorte Bora konnten am 5. Boniturtermin (26.06.) insgesamt 17 neu infizierte Pflanzen im nordöstlichen und nordwestlichen Teil der Parzelle gefunden werden (Abb. 23). Der während des Niederschlags vorherrschende Wind aus westnordwestlicher Richtung am 15.06. und nordnordöstlicher Richtung am 16.06.

könnte zur Verbreitung der von Regentropfen umschlossenen Konidien auf bis zu 60cm entfernte Pflanzen beigetragen haben. Diese Ausbreitungsrichtung zeigte sich auch auf der Parzelle 16 der Sorte Tanjil (Abb. 24). Auch hier wurden am 5. Boniturtermin 13 neu infizierte Pflanzen im östlichen Teil der Parzelle gefunden. Auch am 6. Boniturtermin (27.06.) konnten nochmals weitere elf neu infizierte Pflanzen der Sorte Bora hauptsächlich im nordöstlichen Teil der Parzelle gefunden werden. Aufgrund der hohen Temperaturen und der Trockenheit stagnierte der Befall mit geringen Befallszuwächsen an den weiteren Boniturterminen. Der Boden war so stark ausgetrocknet das sich die Dauer der Blattnässe am Morgen bzw. späten Abend auf unter 4h reduzierte. An einigen Tagen trat keine Blattnässe auf (Abb. 22). Aufgrund der frühen Abreife wurde die letzte Bonitur am 05.07. durchgeführt und der Versuch beendet.

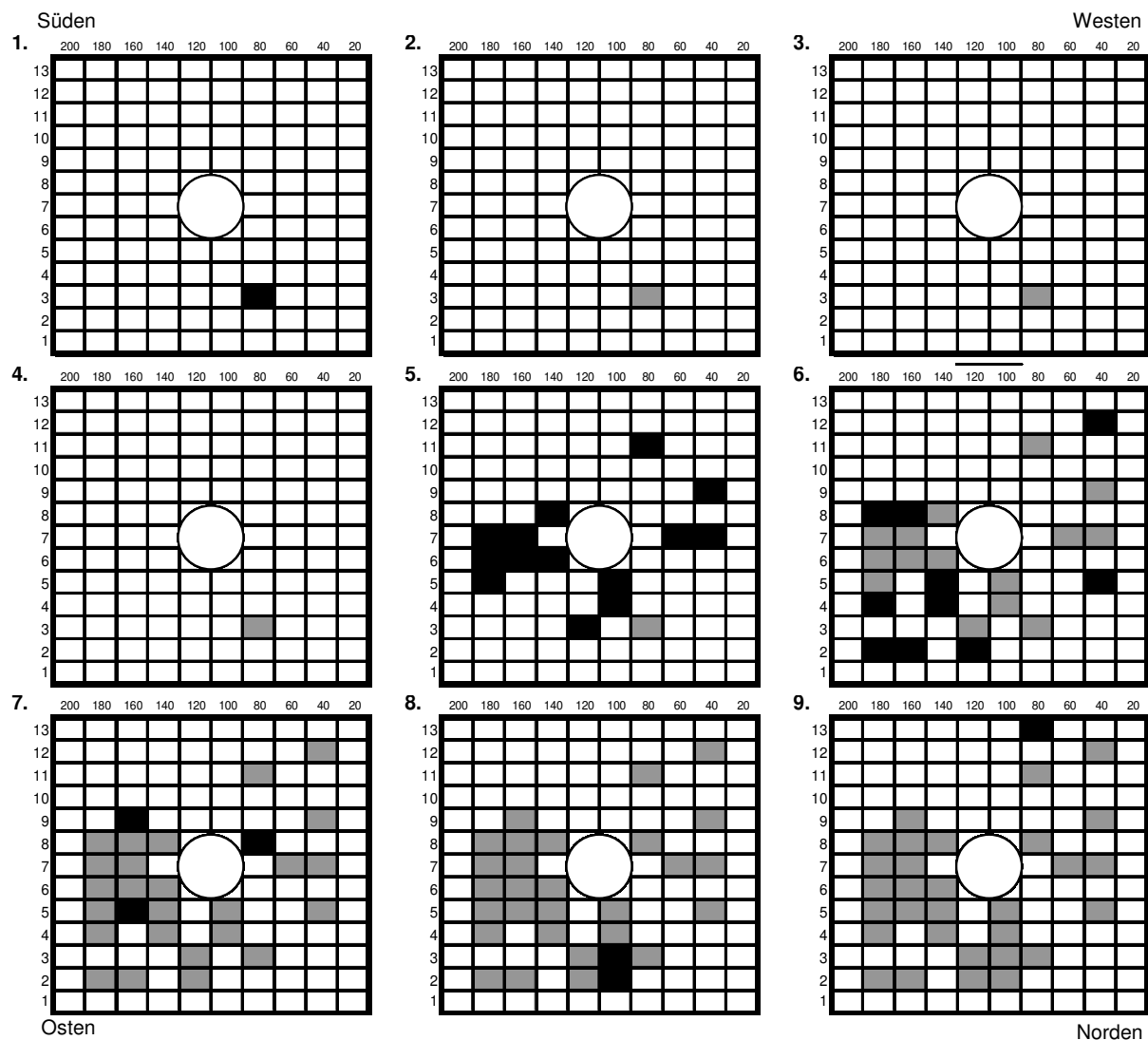


Abb. 23: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 11 der Sorte Bora zu den 9 Boniturterminen (Boniturtermine siehe Tab. 6) im Jahr 2006 am Standort Berlin-Dahlem

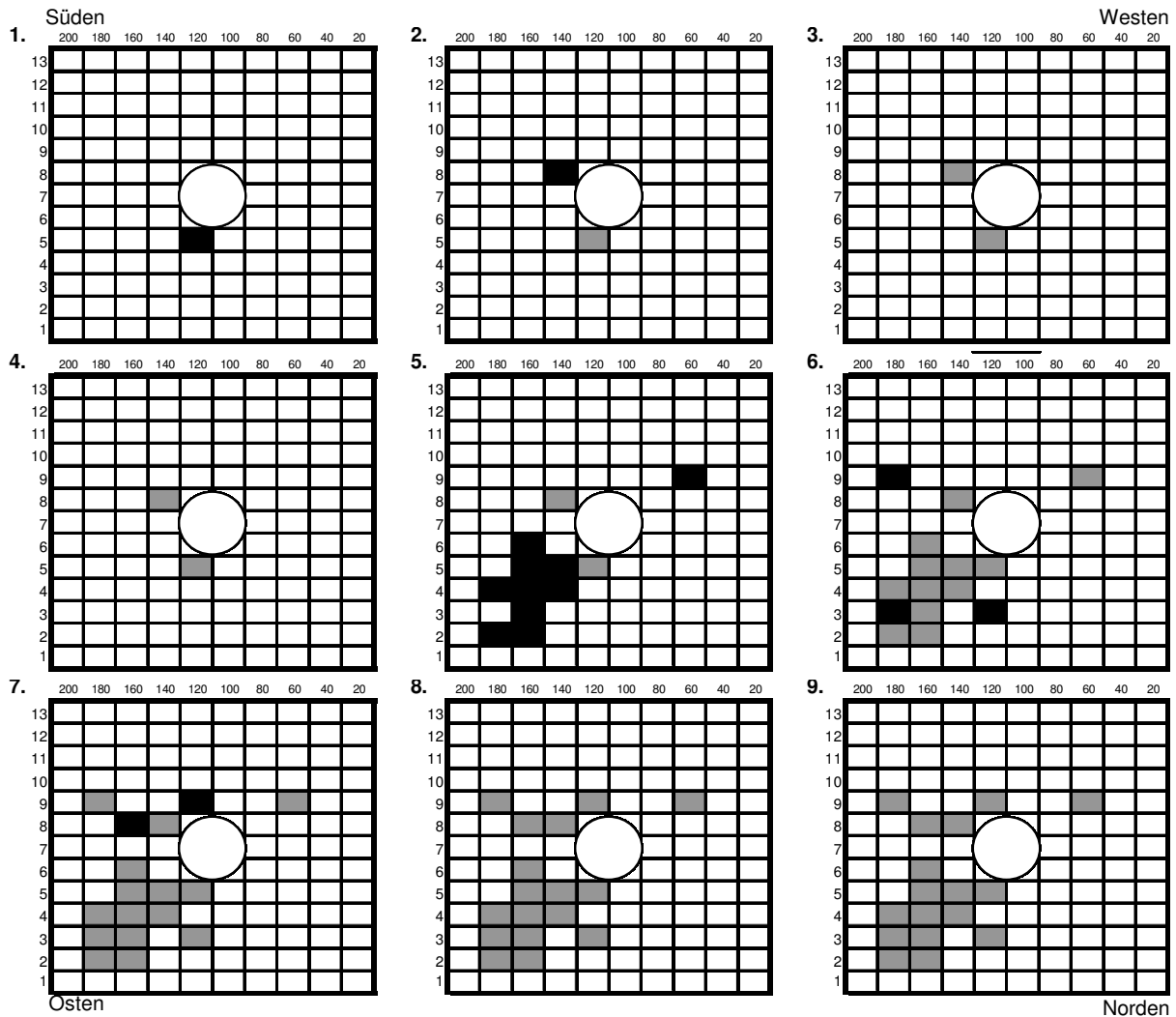


Abb. 24 : Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 16 der Sorte Tanjil zu den 9 Boniturterminen (Boniturtermine siehe Tab. 6) im Jahr 2006 am Standort Berlin-Dahlem

Am **Standort Bocksee** wurden zum 1. Boniturtermin (14.06.) auf allen sechs inokulierten Parzellen insgesamt 58 Pflanzen befallen (Tab. 6). Die regelmäßigen Niederschläge im Mai, der homogene Auflauf der Pflanzen und die mittleren Temperaturen von 9°C bis 17°C (Abb. 27) führten zu einer optimalen Entwicklung der inokulierten Pflanzen und zu einem hohen Anfangsbefall. Das starke Gewitter am 16.06. mit Niederschlägen von 74l/m² führte zu einem starken Abrieb und zur Verbreitung der Konidien mit den Regentropfen sowie zu einem hohen Befallsanstieg. Am 3. Boniturtermin (05.07.) konnten insgesamt 131 neu befallene Pflanzen markiert werden. Die Parzellen der Sorte Arabella wiesen 24 bzw. 41 neu infizierte Pflanzen auf. Im Gegensatz dazu stieg die Anzahl befallener Pflanzen bei der Sorte Tanjil lediglich um 13 bzw. 11 Pflanzen an. Die am 07. und 08.07. aufgetretenen Niederschläge führten zur weiteren Verbreitung der Konidien. Durch die hohen Temperaturen war eine schnelle Keimung und ein rasches Wachstum des Pilzes möglich. Auf den am 05.07. neu infizierten Pflanzen hatten sich bereits Konidienlager gebildet, die wiederum zur weiteren Verbreitung im Bestand führten. Bei der Sorte Arabella konnten somit viele Pflanzen der Parzelle befallen werden (Abb. 25). Auch bei der Sorte Tanjil konnte bedingt durch die Niederschläge eine Ausbreitung des Erregers auf angrenzende Pflanzen beobachtet werden, aber nicht

in dem gleichen Ausmaß wie bei der Sorte Arabella (Abb. 26). Aufgrund der geschützten Lage am Standort Bocksee scheint der Wind eine geringere Rolle zu spielen, da sich die Anthraknose sehr gleichmäßig über die gesamte Parzelle ausbreitete. Durch die enorme Trockenheit und die hohen Temperaturen wurden zum letzten Boniturtermin am 26.07. nur insgesamt 22 neu infizierte Pflanzen gefunden.

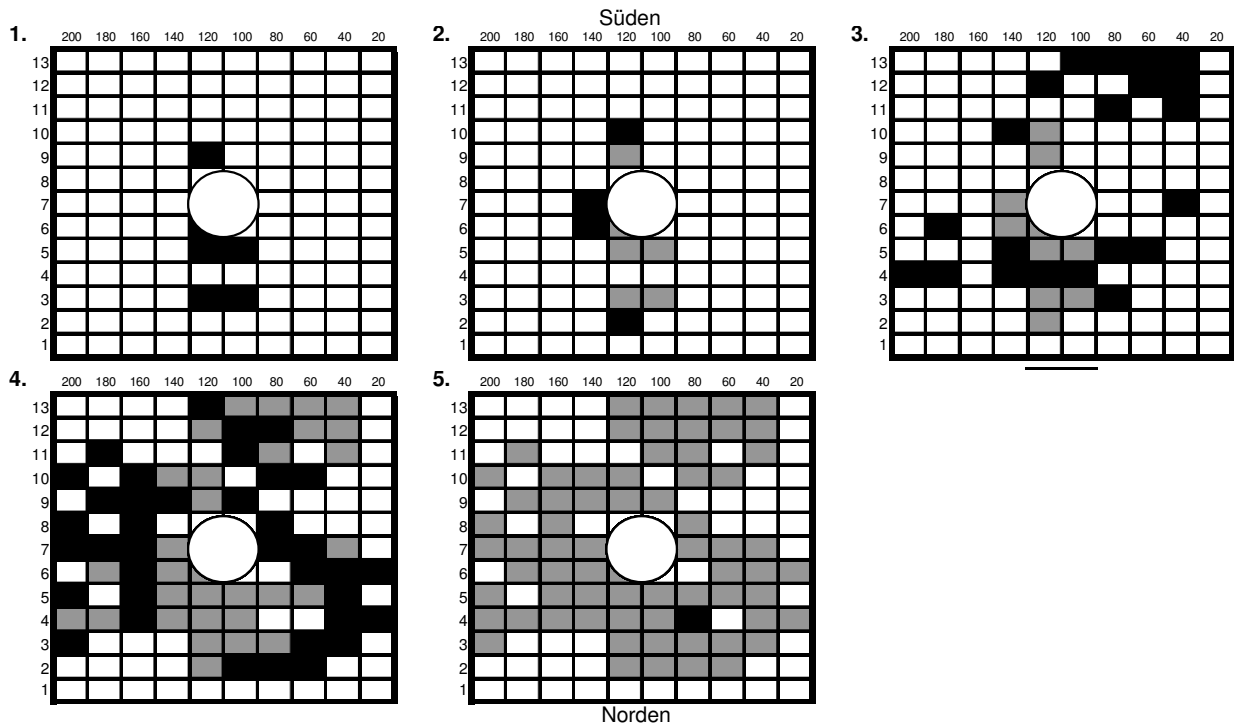


Abb. 25: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 5 der Sorte Arabella zu den 5 Boniturterminen (Boniturtermine siehe Tab. 6) im Jahr 2006 am Standort Bocksee

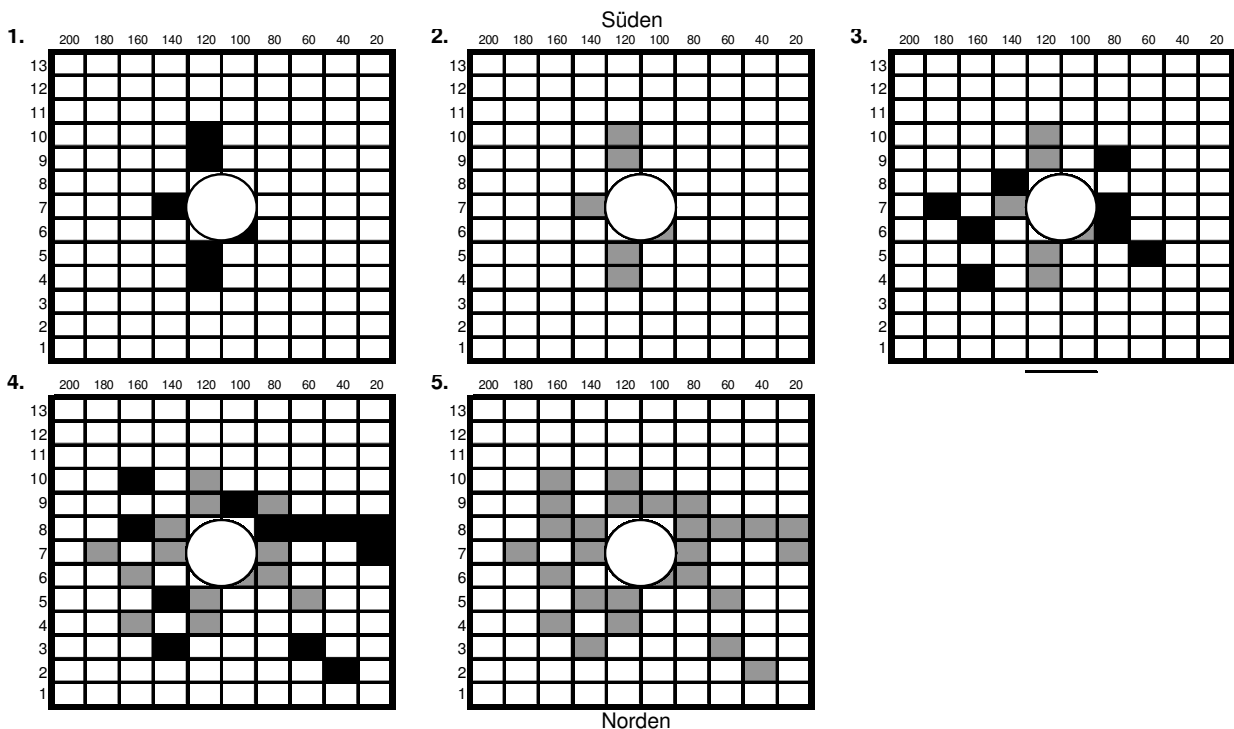


Abb. 26: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 9 der Sorte Tanjil zu den 5 Boniturterminen (Boniturtermine siehe Tab. 6) im Jahr 2006 am Standort Bocksee

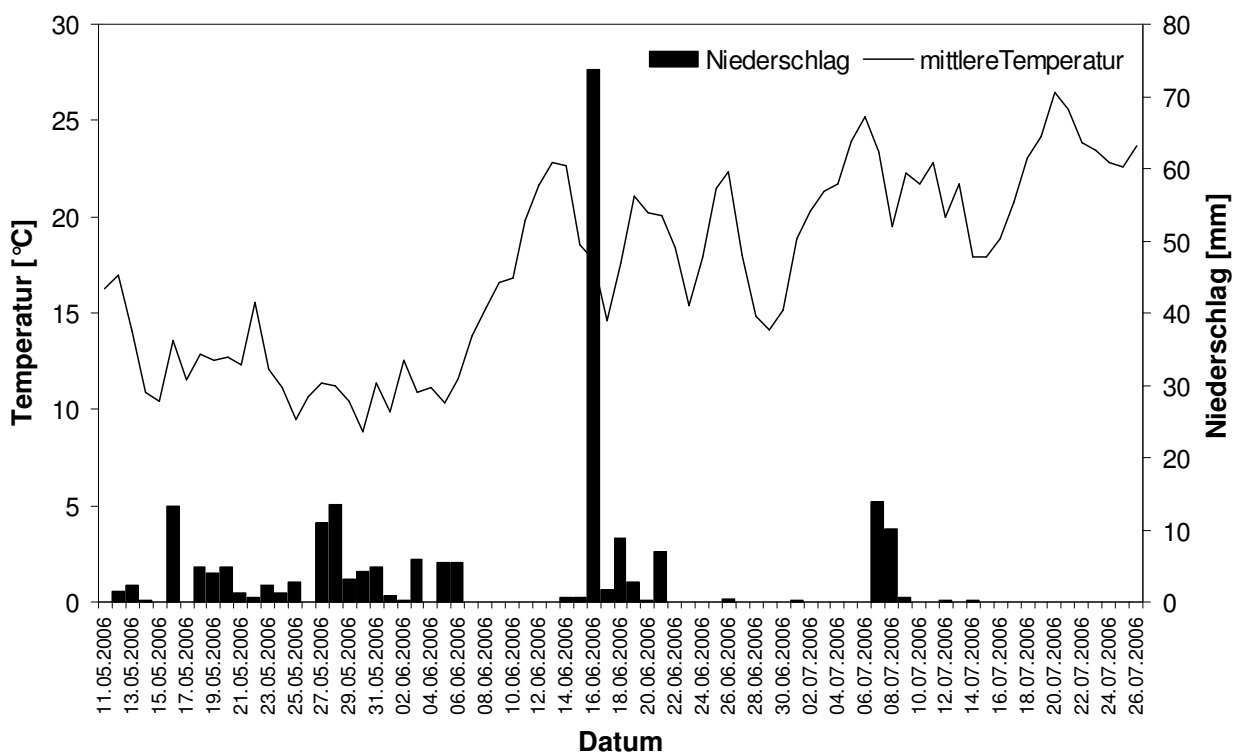


Abb. 27: Niederschlag und mittlere Temperatur zwischen 11.05. und 26.07.2006 am Standort Bocksee und Marihn

Am **Standort Marihn** wurden bereits am 07.06. (1. Boniturtermin) zwei infizierte Pflanzen der Sorte Bora gefunden. Auch hier führten die hohen Temperaturen und die Niederschläge im Mai zu einer optimalen Entwicklung des Inokulums und Ausbreitung des Erregers (Abb. 27). Eine starke Befallszunahme wurde nach dem starken Unwetter am 16.06. beobachtet. An den beiden darauffolgenden Boniturterminen (23. und 29.06.) wurden insgesamt 53 bzw. 131 neu infizierte Pflanzen gefunden. Besonders die anfälligen Sorten Arabella und Bora zeigten einen enormen Befallsanstieg von 38 (WH1) und 32 (WH2) bzw. 30 und 24 infizierten Pflanzen. Das Unwetter führte zur Ausbreitung des Erregers bis an den Rand der Parzelle sowohl bei der Sorte Arabella (Abb. 28) als auch bei der Sorte Tanjil (Abb. 29, 3. und 4. Boniturtermin). Auf beiden Parzellen wurde vor allem der östliche Teil stark befallen, was auf einen starken Westwind zur Zeit des Unwetters schließen lässt. Neben der ersten Infektionsquelle in der Mitte der Parzelle, haben sich neue Infektionsherde entwickelt, von denen Sekundärinfektionen auf angrenzende Pflanzen möglich waren. Durch die Niederschläge am 07.07. kam es zur weiteren Ausbreitung des Erregers auf angrenzende und nah entfernte Pflanzen, die aufgrund der hohen Temperaturen und der dadurch verkürzten Inkubationszeit bereits vier Tage später am 5. Boniturtermin (11.07.) Symptome zeigten (Tab. 6, Abb. 27,28). Am 26.07 zu Beginn der Abreife erfolgte die letzte Bonitur am Standort Marihn.

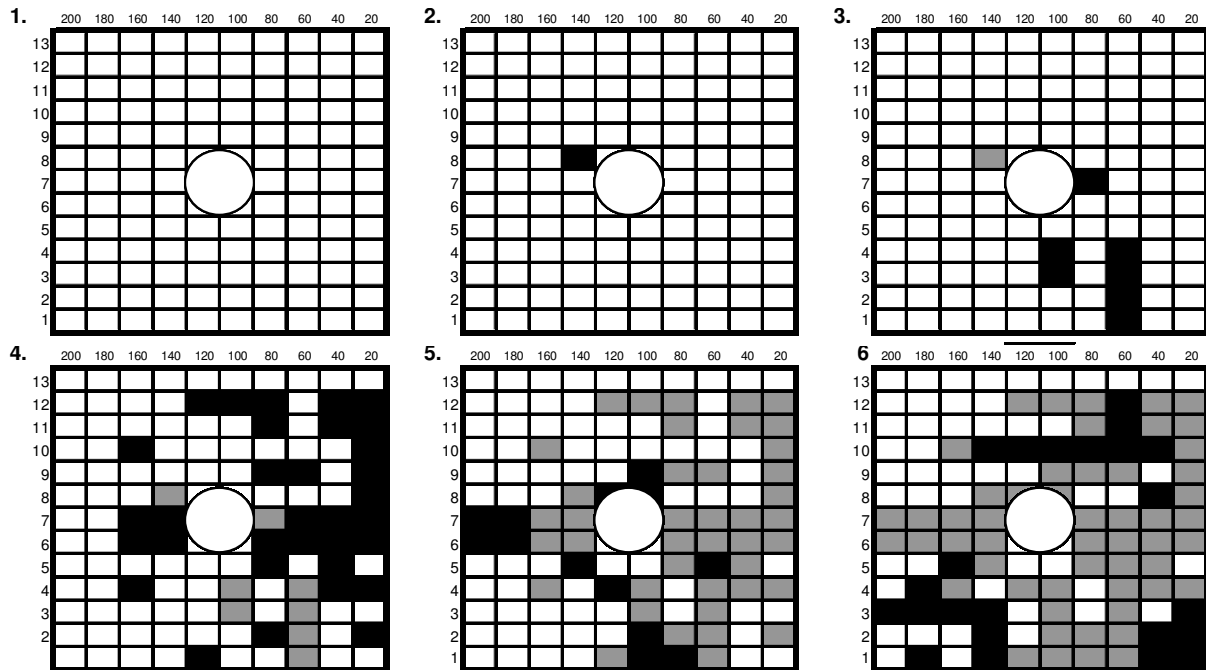


Abb. 28 : Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 8 der Sorte Arabella zu den 6 Boniturterminen (Boniturtermine siehe Tab. 6) im Jahr 2006 am Standort Marihn

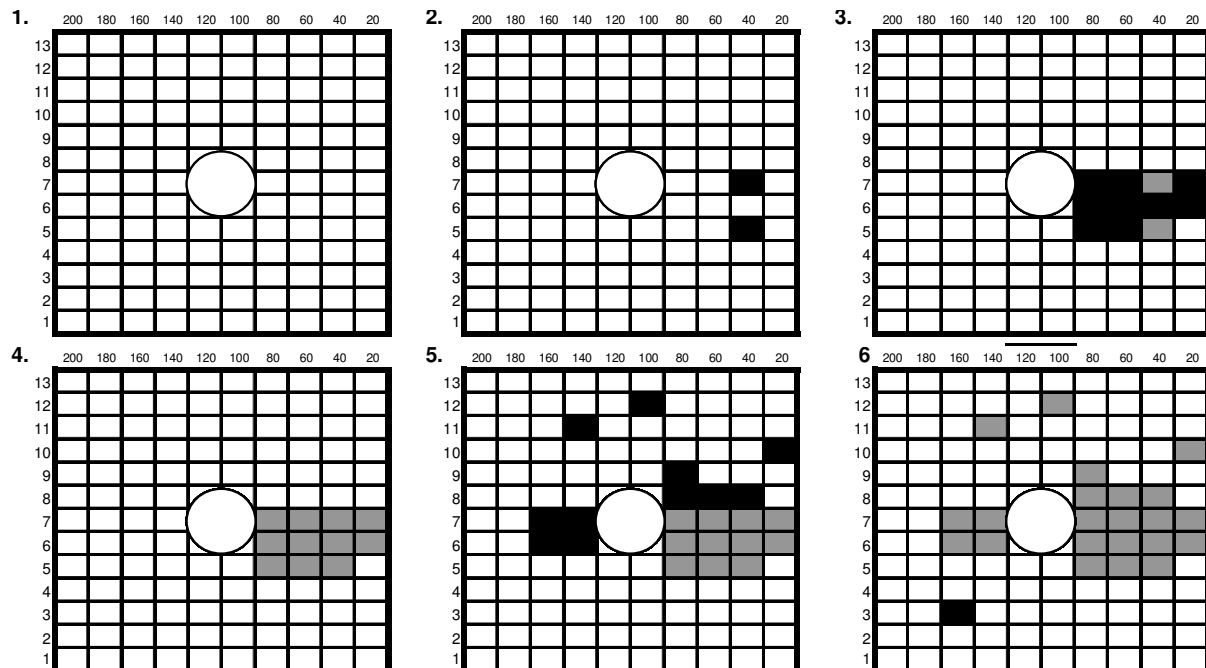


Abb. 29: Anthraknosebefall der Pflanzen in Parzelle 1 der Sorte Tanjil zu den 6 Boniturterminen (Boniturtermine siehe Tab. 6) im Jahr 2006 am Standort Marihn

3.2.5 Untersuchung der Samen infizierter Pflanzen auf *Colletotrichum*-Befall

Der Anteil Hülsen mit befallenem Samen der insgesamt sechs Wiederholungen der Sorten Arabella und Bora im **Jahr 2005** schwankte zwischen 17% und 100% bzw. 43% und 86%. Im Mittel wiesen 47% der Hülsen der Sorte Arabella und 65% der Sorte Bora befallenen Samen auf. Bei einer hohen Befallshäufigkeit war meist auch ein großer Anteil der Hülsen befallen wie z. B. bei den Pflanzen der dritten Wiederholung der Sorte Bora nach Sameninokulation mit einer Befallshäufigkeit von 25% und einem Anteil befallener Hülsen von 86% (Abb. 30).

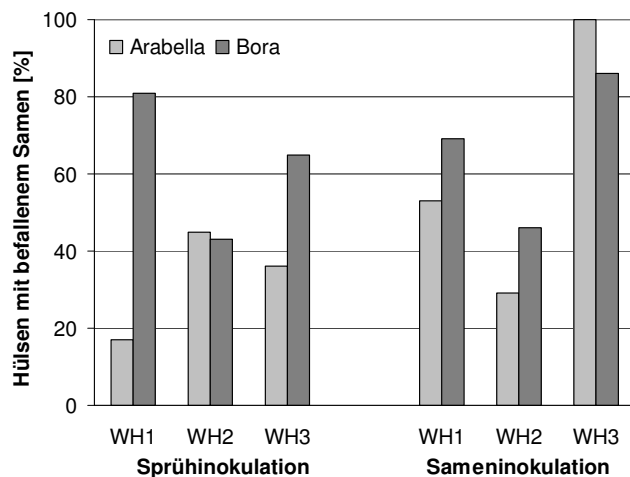


Abb. 30: Anteil Hülsen mit befallenem Samen nach Untersuchung der Hülsen von jeweils drei kranken Pflanzen der Sorten Arabella und Bora pro Parzelle im Jahr 2005 am Standort Berlin-Dahlem

Die Hülsen, die aufgrund ihrer Deformierungen und der orangerosa farbigen Konidienlager visuell eindeutig als krank eingestuft wurden, wiesen alle kranke Samen auf. Der Anteil befallener Samen der drei untersuchten kranken Pflanzen variierte zwischen 7% und 65% bei der Sorte Arabella bzw. zwischen 20% und 57% bei der Sorte Bora (Abb. 31). Im Mittel waren 39% der Samen der Sorte Arabella und 41% der Samen der Sorte Bora befallen.

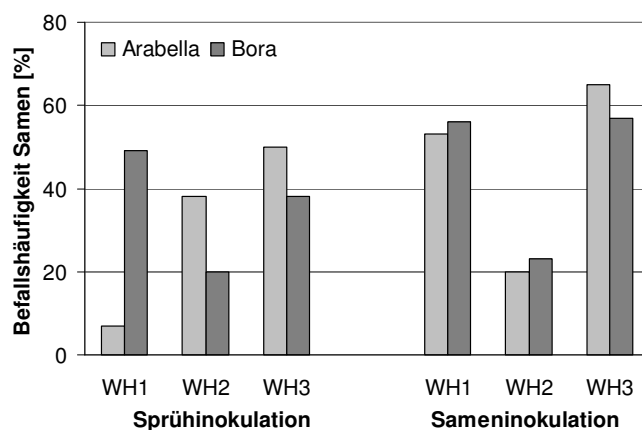


Abb. 31: Anteil befallener Samen nach Untersuchung der Hülsen von jeweils drei kranken Pflanzen der Sorten Arabella und Bora pro Parzelle im Jahr 2005

Im **Jahr 2006** wurde neben dem exogenen auch der endogene Befall der Samen untersucht (Abb. 32). Der Anteil befallener Samen nahm bei der Sorte Bora nach Desinfektion der Samen von 30% auf 6% nach Desinfektion ab. Bei der Sorte Tanjil konnte ebenfalls eine Befallshäufigkeit von 6% nach Desinfektion der Samen festgestellt werden; ohne Desinfektion betrug der Befall lediglich 9%. Der exogene Befall lag somit bei der Sorte Tanjil nur bei 3%, bei der Sorte Bora bei 24%.



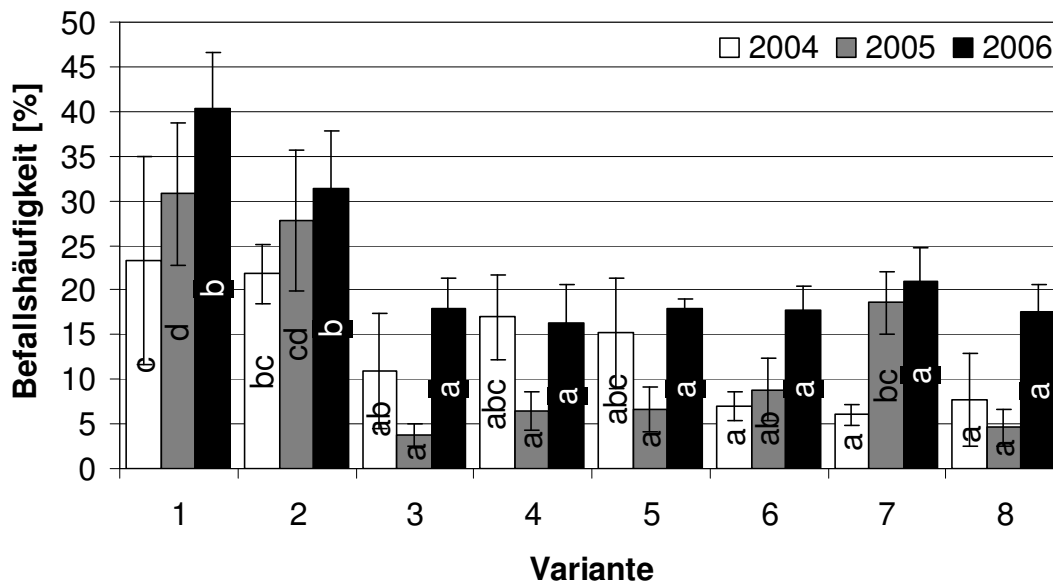
Abb. 32: Anteil befallener Samen nach Untersuchung der Hülsen von jeweils zwei kranken Pflanzen im Jahr 2006

In beiden Untersuchungsjahren wiesen die Samen der untersuchten Kontrollpflanzen keinen *Colletotrichum*-Befall auf.

3.2.6 Auswertung einiger Fungizidversuche des Lupinenarbeitskreises

Die im Projektplan im zweiten Versuchsjahr vorgesehene Fungizidbehandlung der Parzellen im Freiland wurde nicht durchgeführt, da eine Wiederholung des Versuches aus dem Vorjahr und die Hinzunahme der als resistent eingestuft Sorten Tanjil für die Auswertung und Beurteilung der Ausbreitung des Pilzes zwingend notwendig war. Um dennoch Aussagen über den termingerechten Einsatz von Fungiziden machen zu können, werden die langjährigen Untersuchungen des Lupinenarbeitskreises in die Auswertungen mit einbezogen.

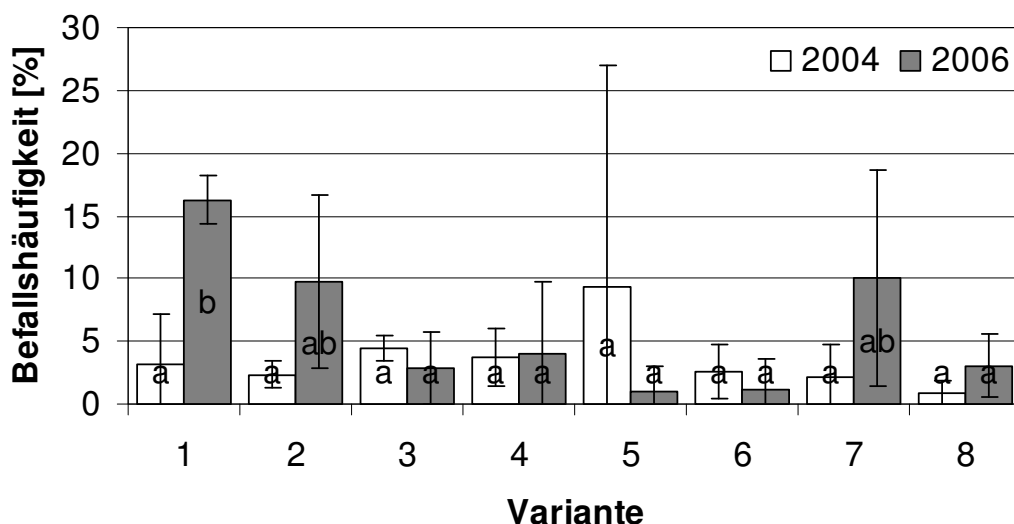
Abbildung 33 zeigt die Ergebnisse der Fungizidversuche des Landesamtes für Landwirtschaft an den Standorten Ankershagen, Lehsten und Marihn in den Jahren 2004, 2005 und 2006. In allen drei Versuchsjahren wurden signifikante Unterschiede zwischen der unbehandelten Kontrolle und den restlichen sechs Fungizidvarianten gefunden. Im Gegensatz dazu zeigten sich in den Versuchen der Saatzucht Steinach am Standort Bocksee im Jahr 2004 keine signifikanten Unterschiede, im Jahr 2006 wiesen alle Varianten bis auf die Variante 7 signifikante Unterschiede im Vergleich zur unbehandelten Kontrolle auf (Abb. 34).



1 = Kontrolle ungebeizt, 2 = Kontrolle gebeizt, 3 = Amistar 0,5 l/ha + Folicur 0,5 l/ha; T1, T2, T3, 4 = Amistar 0,5 l/ha + Folicur 0,5 l/ha; T1, T2, 5 = Amistar 0,5 l/ha + Folicur 0,5 l/ha; T1, T3, 6 = Switch 1,0 kg/ha; T1, T2, T3, 7 = Cantus 0,5 kg/ha; T1, T2, T3, 8 = Fandango 1,5 l/ha; T1, T2, T3; T 1 = Spritztermin zu BBCH 16-49 beim Vorliegen von 12 h Nässe, T 2 = Spritztermin zu BBCH 55-65 beim Vorliegen von 12 h Nässe, T 3 = Spritztermin zu BBCH 65-75 beim Vorliegen von 12 h Nässe

Abb. 33: Mittlere Befallshäufigkeit [%] der Hülsen am Standort Ankershagen (2004), Lehsten (2005) und Marihn (2006) nach Applikation von sechs unterschiedlichen Fungizidvarianten (3-8) sowie der unbehandelten (1) und unbehandelten gebeizten (2) Kontrolle

Es zeigten sich an allen untersuchten Standorten häufig mittlere Befallshäufigkeiten von mindestens 5% bis 21%, obwohl die Applikation der Fungizide zum Teil dreimalig erfolgte.



1 = Kontrolle ungebeizt, 2 = Kontrolle gebeizt, 3 = Amistar 0,5 l/ha + Folicur 0,5 l/ha; T1, T2, T3, 4 = Amistar 0,5 l/ha + Folicur 0,5 l/ha; T1, T2, 5 = Amistar 0,5 l/ha + Folicur 0,5 l/ha; T1, T3, 6 = Switch 1,0 kg/ha; T1, T2, T3, 7 = Cantus 0,5 kg/ha; T1, T2, T3, 8 = Fandango 1,5 l/ha; T1, T2, T3; T 1 = Spritztermin zu BBCH 16-49 beim Vorliegen von 12 h Nässe, T 2 = Spritztermin zu BBCH 55-65 beim Vorliegen von 12 h Nässe, T 3 = Spritztermin zu BBCH 65-75 beim Vorliegen von 12 h Nässe

Abb. 34: Befallshäufigkeit [%] der Hülsen am Standort Bocksee nach Applikation von sechs unterschiedlichen Fungizidvarianten (3-8) sowie der unbehandelten (1) und unbehandelten gebeizten (2) Kontrolle

Am Standort Bocksee wurden in beiden Versuchsjahren wesentlich geringere mittlere Befallshäufigkeiten in den bonitierten Kontrollen gefunden, obwohl die anfängliche Infektionsstärke an allen Standorten identisch war. So zeigte sich am Standort Bocksee im Jahr 2006 ein Befall der Kontrolle von 16% (Abb. 34) im Gegensatz zum Standort Marihn mit 40% (Abb. 33).

4. Diskussion der Ergebnisse

4.1 Einfluss der Temperatur und der Blattnässe in der Klimakammer

Der Befallsverlauf und die Ausbreitung der Anthraknose werden durch viele unterschiedliche Parameter beeinflusst. Klimakammerversuche zur Untersuchung des Einflusses der **Temperatur** zeigten, dass eine Keimung der Konidien in einem weiten Temperaturbereich möglich ist, wenngleich die Zeitspanne bis zum Erreichen einer bestimmten Keimrate bei 10°C und auch bei 15°C deutlich verringert ist. Auch das Wachstum des Erregers ist in einer großen Spannweite von 5°C bis 35°C möglich. Der maximale Zuwachs an Myzel pro Tag wurde bei 25°C erreicht, bei höheren Temperaturen nahm das Wachstum des Pilzes stark ab. Da während der gesamten Vegetationsperiode der Lupine selten mit Temperaturen unter 5°C bzw. über 35°C zu rechnen ist, stellt die Temperatur somit keinen begrenzenden Faktor für eine Infektion der Lupine mit *Colletotrichum* dar. Dennoch beeinflusste die Temperatur die Geschwindigkeit der Ausbreitung, da bei Temperaturen von 25°C lediglich ca. 3-4 Tage im Gegensatz zu 7-9 Tagen bei 15°C notwendig sind, um Symptome hervorzurufen. Dieses Wissen ist für eine termingerechte Fungizidspritzung von enormer Wichtigkeit, da sich das Zeitfenster für eine mögliche Applikation von Fungiziden um 4-5 Tage erweitert bzw. verringert.

Eine weit aus größere Rolle für das Auftreten der Anthraknose spielt jedoch die **Blattnässe**, da die Konidie ohne Feuchtigkeit nicht in der Lage ist zu keimen und eine Infektion hervorzurufen. Erste Infektionen sind bereits ab einer Blattnässedauer von nur vier Stunden möglich. Mit zunehmender Blattnässedauer stieg der Befall in allen Entwicklungsstadien der Lupine nach einer Sprühinokulation auf bis zu 100% an. Anthraknosesympptome traten je nach Temperatur und Sorte nach drei bis neun Tagen auf, Konidienlager konnten in der Klimakammer jedoch nur nach der Inokulation der Blüte und der Hülse gefunden werden. Eine Luftfeuchte von 40% bis 80% verhinderte die Bildung von Konidienlagern an Blattstielen und Stängeln.

Nach der Inokulation der Blüte erwies sich der Stängelabschnitt direkt unter der Blüte als stark anfällig. Dies bestätigen australische Untersuchungen von Diggle et al. (2002), die das jüngste Internodium als anfällig und ältere Internodien als wesentlich resistenter Stängelabschnitte einstufen. Die zum Teil geringe Befallshäufigkeit nach Inokulation der Blüte ist wahrscheinlich auf die in diesem Entwicklungsstadium stärker ausgeprägte Kutikula und Epidermis der älteren Lupinenblätter zurückzuführen, die den Infektionserfolg durch künstliche Inokulation in der Klimakammer erschwert.

Im Gegensatz zu 2 Blatt-, 12 Blattstadium und Blüte zeigte die Hülse nach Sprühinokulation eine wesentlich höhere Anfälligkeit unabhängig von der Blattnässedauer. Der Wassergehalt der Hülse scheint für den Pilz ausreichend zu sein, um eine Infektion hervorzurufen und stark zu sporulieren. Dies erklärt auch den häufig auftretenden hohen Befallsanstieg im Freiland nach Erscheinen der ersten Hülsen.

4.2 Infektionsverlauf und Ausbreitung der Anthraknose im Freiland

Für eine großflächige Ausbreitung der Anthraknose im Bestand sind neben der Blattnässe Niederschläge zwingend notwendig, da Konidien hauptsächlich durch Regentropfen auf nah entfernte Pflanzen transportiert werden. Eine Schleimhülle, die die *Colletotrichum*-Konidien umgibt (O'Connell et al. 1992), verhindert die Verbreitung der Konidien mit dem Wind. Beim Aufprall eines Regentropfens auf einen sporulierenden Pilz kann ein Wassertropfen in viele kleine Tröpfchen zerrissen werden, in denen Konidien eingeschlossen und verbreitet werden können (Alt 2003). Eine Verbreitung kann auch durch Tropfenmitriss, d. h. durch das Mitreißen von Aerosolen, die Konidien einschließen, bei starkem Wind möglich sein und Konidien über gewisse Distanzen transportieren.

Ob bzw. wie weit die Konidien mit einem Regentropfen verbreitet werden ist außerdem abhängig von der Größe und Geschwindigkeit des Tropfens sowie von der Beschaffenheit des Untergrundes und der Art des Regens (McCartney et al. 2006). Die erste Verbreitung der Konidien erfolgt bereits zu Beginn des Niederschlags. Danach erfolgt eventuell eine zweite Verbreitung der schon zuvor durch Tropfen transportierten Konidien. Bei lang anhaltenden Niederschlägen können jedoch bereits platzierte Konidien wieder abgewaschen werden.

Thomas et al. (2003) zeigten, dass die Beschaffenheit des Untergrundes eine große Rolle bei der Verbreitung des Erregers spielt und auf gepflügten Flächen die Distanz der Ausbreitung doppelt so hoch war wie auf Flächen mit Strohstoppeln. Nach Aufprall eines Tropfens auf eine Folie können noch wesentlich weitere Distanzen überwunden werden (McCartney et al. 2006). Die Verbreitung von Konidien durch Regentropfen ist somit ein sehr komplexer Prozess, vor allem wenn zusätzliche Verbreitungen der bereits zuvor transportierten Konidien und das Abwaschen von Konidien nach lang anhaltenden Niederschlägen berücksichtigt werden müssen.

Am häufigsten erfolgt die Verbreitung durch die Berührung von gesunden und kranken Pflanzen und das Abstreifen von Konidien. Voraussetzung für das Abstreifen der Konidien ist jedoch eine feuchte Oberfläche wie z. B. zur Tauphase am Morgen oder nach Niederschlägen. Der Wind spielt hier eine weitere entscheidende Rolle, da bei Windstille eine Berührung der Pflanzen und somit ein Abrieb nicht möglich ist.

Die beschriebene Ausbreitungsdynamik bestätigte sich in beiden Versuchsjahren. Nachdem erste Infektionen von den inokulierten Pflanzen in der Mitte der Parzelle auf nahentfernte Pflanzen durch Abrieb bzw. Transport von Konidien in Regentropfen stattgefunden hatte, entwickelte sich eine Eigendynamik, die zur Entstehung vieler neuer Infektionsherde führte. Diese führten wiederum zu neuen Sekundärinfektionen und somit wurde nach und nach ein immer größerer Teil der Pflanzen der Parzelle befallen. Voraussetzung für diese Entwicklung war die Blattnässe, die in den frühen Morgenstunden bzw. nach Niederschlägen immer ausreichend lang andauerte, um eine Infektion zu ermöglichen. Je höher die Temperatur, umso schneller konnten diese neuen potentiellen „Infektionsquellen“ Konidienlager bilden, die wiederum auf weitere gesunde Pflanzen übertragen werden konnten. Die hohen Temperaturen und das einsetzende stark anfällige Hülsenstadium führten somit zu einem hohen Befall an den Standorten Marihn und Bocksee im Jahr 2006.

Die starke Abhängigkeit des Befallsverlaufes von den Witterungsbedingungen zeigt sich deutlich beim Vergleich der Standorte Bocksee und Marihn mit dem Standort Berlin-Dahlem im Jahr 2006. Die enorme Trockenheit und die wesentlich geringeren Niederschläge von nur 65L/m² (01.05.-05.07.) am Standort Berlin-Dahlem im Gegensatz zu 214L/m² (01.05.-26.07.) am Standort Bocksee und Marihn führten am erstgenannten Standort zur Stagnation des Befalls und zu einer geringen Ausbreitung der Anthraknose. Durch das Ausbleiben von Blattnäse bzw. zu kurzen Blattnässedauern, war eine Infektion nicht mehr möglich.

Im Gegensatz dazu wurden im Jahr 2005 am Standort Berlin-Dahlem hohe Befallshäufigkeiten festgestellt, die auf die regelmäßigen Niederschläge während der Vegetationsperiode zurückzuführen waren. Starke Fröste im Frühjahr 2005 führten an den Standorten Bocksee und Nemerow zu enormen Schäden an den bereits aufgelaufenen Lupinenpflanzen, so dass auf dem stark lückenhaften Bestand keine optimalen Versuchsbedingungen mehr vorherrschten. Trotz der erfolgreichen Infektion fand eine Ausbreitung der Infektion auf angrenzende Pflanzen nicht mehr statt. Der große Abstand zwischen den Pflanzen verhinderte den Abrieb von Konidien, da sich die vorhandenen Pflanzen selbst bei stärkeren Winden nicht mehr berührten. Eine Verbreitung der Konidien durch Regentropfen über größere Distanzen war ebenfalls nicht möglich. Außerdem veränderte sich das Mikroklima im Bestand. Die Luftfeuchte war geringer und auch die Blattnäse hielt nicht so lange wie in Parzellen mit dichteren Bestandesdichten. Weite Bestandesdichten könnten somit eine zusätzliche Maßnahme sein, um eine Verbreitung der Anthraknose im Bestand zu unterbinden, führen aber zu erhöhtem Unkrautbefall, so dass Herbizidspritzungen nötig sind.

Im Jahr 2005 trat sowohl am Standort Berlin-Dahlem als auch am Standort Groß Lüsewitz ein starkes Lager auf, das zu großen Unterschieden bezüglich der Befallshäufigkeit innerhalb der Wiederholungen führte. Das Lagern führte zu einem für den Erreger verbesserten Mikroklima. Die Luftfeuchte war höher und auch die Blattnäse hielt wesentlich länger an, so dass mehr Konidien über einen längeren Zeitraum keimten und somit der Infektionserfolg stark zunahm. Dies führte zu einem enormen Befallszuwachs, da die Anzahl von potentiellen Infektionsquellen immer größer wurde. Die Lagerbildung ist somit ein wichtiger Parameter für die Befallsprognose und sollte bei der Entwicklung eines Modells unbedingt berücksichtigt werden, da die Freilandversuche zeigen, dass nach Gewittern mit Regengüssen und Stürmen mit Lager zu rechnen ist.

Neben den nicht beeinflussbaren Witterungsbedingungen wirkten sich aber auch andere Faktoren entscheidend auf den Befallsverlauf der Anthraknose aus. Der frühe *Fusarium*-Befall, der im Jahr 2005 bereits am 08.06. zu starken Vergilbungen und Welken der Pflanzen führte und der starke Befall der Hülsen mit *Botrytis*, schien mit *Colletotrichum* zu konkurrieren, so dass dieses auf den Pflanzen keine sichtbare Infektion hervorrufen konnte.

Im Jahr 2006 erfolgte am Standort Groß Lüsewitz die Aussaat aufgrund anhaltender Nässe erst sehr spät, so dass auch die Inokulation der Parzellen erst sehr spät durchgeführt werden konnte. Aufgrund der dann einsetzenden höheren Temperaturen holten die Pflanzen dieses verminderte Wachstum wieder auf, nicht aber die ausgestreuten inokulierten Samen, die sich zu diesem Zeitpunkt erst im

Zweiblattstadium befanden. Somit wurde durch das Blätterdach der gesunden Pflanzen eine Übertragung der Konidien mit Regentropfen stark behindert, was zu einem geringen Befall der Parzellen führte, obwohl sich die Pflanzen der Infektionsquelle gut entwickelt hatten.

4.3 Versuchsanlage im Freiland

Mit dem gewählten Versuchsaufbau konnte die Ausbreitungsdynamik sehr gut beschrieben werden. Eine Fläche von $2 \times 2 \text{m}^2$ war ausreichend, um die Ausbreitung von der Mitte der Parzelle auf angrenzende Pflanzen zu erfassen. Die Annahme, die 4m^2 große Fläche könnte schon frühzeitig vollständig befallen sein, bestätigte sich nicht. Die Einteilung der Parzelle in Raster erleichterte die Bonitur wesentlich, da mit relativ geringem Aufwand der Ort, an dem infizierte Pflanzen innerhalb der Parzelle auftraten, erfasst werden konnte. Durch die Markierung der neu infizierten Pflanzen zu jedem Boniturtermin konnte vermieden werden Pflanzen wiederholt zu bonitieren.

Eine Ausbreitung der Anthraknose von den Pflanzen der infizierten Parzellen auf die Pflanzen der angrenzenden Kontrollparzellen konnte durch eine $1,5 \text{m}$ breite Ummantelung der Prüfparzellen vermieden werden. Dies war unabhängig davon, ob es sich bei der Ummantelung um eine Hafer- oder Gersteneinsaat handelte. Diese Barriere konnten die Konidien weder durch die Hilfe von Winden noch durch Regentropfen überwinden. Die Ausbreitung der Anthraknose von Pflanze zu Pflanze ist somit auf relativ kurze Distanzen begrenzt. Aber durch die vielen neu entstehenden „Infektionsquellen“ kann, wiederum durch Abstreifen von Konidien oder deren Übertragung mit Regentropfen auf angrenzende Pflanzen, innerhalb kurzer Zeit eine große Fläche infiziert werden.

Die Freilandversuche zeigten zusätzlich, dass neben der Anthraknose auch andere Krankheiten wie die Fusariose bei der Lupine zu hohen Befallshäufigkeiten und letztlich zu erheblichen Ertragsminderungen führen können. Auch der durch Blattrandkäfer verursachte Fraßschaden sollte nicht unterschätzt werden. Eine Spitzung ist bei hohem Befall dringend zu empfehlen.

4.4 Vergleich von Sprüh- und Sameninokulation

Im Jahr 2005 wurden am Standort Berlin-Dahlem unterschiedliche Inokulationsmethoden untersucht. Zum einen wurde in einer Konidien suspension geschüttelter Samen in der Mitte der Parzelle ausgestreut und zum anderen wurden die in der Mitte der Parzelle aufgelaufenen Pflanzen im 2-4 Blattstadium mit einer Konidien suspension besprüht.

Durch die Inokulation des Samens ist die Pflanze schon beim Auflaufen wesentlich geschwächer als durch die Sprühinokulation im 2-4 Blatt-Stadium, da sich die Pflanze zunächst normal entwickeln konnte. Auf den Pflanzen im 2-4 Blatt-Stadium bildeten sich schneller die ersten Konidien, aber das Ausmaß der Infektion ist auf den aus infizierten Samen hervorgegangenen Pflanzen stärker, da die Pflanzen von vornherein geschwächt sind und sich der Erreger somit wesentlich besser vermehren kann. Dies führt dazu, dass nach einer anfänglich langsameren Entwicklung des

Erregers der Anteil befallener Pflanzen ansteigt und höher ist als bei einer Sprühinokulation.

Die Sameninokulation ist vergleichbar mit der Primärinfektion der Lupine mit *Colletotrichum*, da die ausgebrachten Samen bereits *Colletotrichum*-Befall aufweisen. Im Gegensatz dazu gleicht die Sprühinokulation einem Sekundärbefall von Jungpflanzen. Die Konidien werden durch unterschiedliche Übertragungswege, in diesem speziellen Fall durch das Besprühen mit einer Konidien suspension, auf die Blätter und Stängel noch gesunder Pflanzen im 2-4 Blattstadium transportiert und rufen auf diesen eine Infektion hervor.

Zur Simulation einer natürlichen Infektion eignen sich beide künstlichen Inokulationsmethoden. Die Sprühinokulation bietet den Vorteil, dass Pflanzen in der Klimakammer inokuliert werden können und die Pflanzen herausgesucht werden, die eine hohe Befallsstärke aufweisen. Diese können dann ins Freiland gepflanzt werden. Somit ist es möglich unterschiedliche Befallsstärken im Freiland durch die Pflanzung einer oder mehrerer infizierter Pflanzen zu untersuchen.

Die Sameninokulation simuliert die natürliche Primärinfektion, die von den Samen ausgeht (Feiler und Nirenberg 2004b) besser, aber es müsste sichergestellt werden, dass der ausgebrachte Samen aufgeht bzw. von Vögeln oder Schnecken nicht gefressen wird wie es im Freiland in Berlin-Dahlem 2006 und Rastatt 2005 der Fall war. Auch hier könnte versucht werden, die inokulierten Samen zuvor im Gewächshaus in Töpfen auszulegen und diese nach dem Auflaufen ins Freiland zu pflanzen.

Für Fungizidversuche stellt diese Inokulation der Samen eine gute Möglichkeit dar, um Saatgut mit einem bestimmten prozentualen Befall bereitzustellen. Ein Teil des Saatgutes sollte hierfür in der Konidien suspension geschüttelt und anschließend getrocknet werden, um es danach mit dem gesunden Saatgut zu mischen und im Freiland auszusäen. Für Beizversuche ist diese Methode nicht geeignet, da lediglich der exogene Befall des Samens künstlich simuliert werden kann. Der endogene Befall, der sich meist tief im Inneren des Lupinenkorns befindet ist nicht nachzuahmen. Bei der Beizung des Saatguts lässt sich der exogene Befall relativ gut kontrollieren, der endogene hingegen nicht. Für diese Versuche kann somit auf natürlich infiziertes Saatgut nicht verzichtet werden.

4.5 Befallshäufigkeit in Abhängigkeit von der Sortenresistenz

Die Anzahl befallener Pflanzen ist neben dem Vorhandensein von Infektionsquellen und Witterungsbedingungen vor allem von der Resistenz der Sorte abhängig. Um eine Differenzierung zwischen den Sorten zu ermöglichen wurden für die Klimakammerversuche die nach Feiler und Nirenberg (2004) aufgrund von Sameninokulation-Tests anfällige Sorte Arabella und weniger anfällige Sorte Bora ausgewählt. Durch die Sprühinokulation der beiden Sorten in der Klimakammer konnte das Ergebnis von Feiler und Nirenberg jedoch nicht bestätigt werden. Beide Sorten zeigten in allen Entwicklungsstadien hohe Befallshäufigkeiten nach 10h und 12h Blattnässe. Dies bestätigte sich in den Freilandversuchen. Auch hier kam es bei beiden Sorten zu erheblichen Befallsintensitäten. Signifikante Unterschiede zwischen den beiden Sorten konnten nicht festgestellt werden. Aus diesem Grund wurde im

Jahr 2006 zusätzlich die australische Sorte Tanjil im Freiland angebaut. Sie weist ein monogen dominantes Resistenzgen auf und der nur 2,3cM vom Resistenzgen entfernte Marker AntjM2 wird in Australien bereits zur markergestützten Selektion eingesetzt (You et al. 2004). Die Sorte Tanjil zeigte mit einem mittleren Befall von 9% am Standort Bocksee und 6,5% am Standort Marihn gegenüber der Sorte Arabella mit 25% bzw. 23% einen signifikant geringeren Befall. Die Unterschiede in der Symptomausprägung waren nicht signifikant.

Die Ergebnisse bestätigen, dass nicht alle Lupinensorten hohe Anfälligkeiten aufweisen und die Nutzung resistenter Sorten eine gute Alternative darstellt, um den Befall der Pflanzen mit der Anthraknose einzudämmen. Durch die Züchtung und den Einsatz resistenter Sorten könnte der Saatgutbefall erheblich reduziert werden.

4.6 Auswertung der Fungizidversuche und Empfehlung für den Anbauer

Die Auswertung der Fungizidversuche zeigt, dass die bis zu dreimalige Applikation unterschiedlicher Fungizide nicht ausreichte, um den Befall der Lupine so stark zu reduzieren, dass mit einem geringen Saatgutbefall zu rechnen ist. Die Fungizidmaßnahmen führten lediglich teilweise zu einer Dämpfung der Befallsentwicklung.

Die Ergebnisse unserer Klimakammer- und Freilandversuche zeigen, dass die erste Fungizidspritzung wesentlich früher erfolgen muss als in den bisherigen Fungizidversuchen des Lupinenarbeitskreises. Bereits im Vierblattstadium sollte die erste Applikation stattfinden, da zu diesem Zeitpunkt alle Samen aufgelaufen und noch keine Sekundärinfektionen erfolgt sind. Ein zweiter Spitztermin sollte sich drei bis vier Wochen nach dem ersten Termin anschließen, am besten direkt vor der Hülsenbildung.

In Konsumbeständen sind Spritzungen nicht wirtschaftlich. Deshalb ist ausschließlich zertifiziertes, gebeiztes Saatgut aus kontrollierter Vermehrung anzubauen. Vom Nachbau ist dringend abzusehen, da es zu erheblichen Auflaufverlusten und frühzeitiger Krankheitsmanifestierung kommen kann. Eine Beizung des Saatgutes sollte erfolgen, um am Samen anhaftende Konidien und somit den exogenen Befall, der in unseren Freilandversuchen bei der Sorte Bora 24% und bei der Sorte Tanjil 3% betrug, abzutöten. Der endogene Befall, der bei der Sorte Bora und Tanjil 6% betrug, ist auch mit einer Beizung nicht zu verhindern, da sich der Pilz häufig tief im Samen und nicht direkt unter der Samenschale befindet. Die Verwendung von gesundem Saatgut stellt somit bislang die beste und einzige Möglichkeit dar, um Ertragsausfälle durch die Anthraknose zu verhindern.

Die Bestimmung einer Bekämpfungsschwelle ist bei der Lupine schwierig, da bei einem Primärbefall von nur 1-2% an ähnlichen Standorten Befallshäufigkeiten von unter 5% (Bocksee 2004) aber auch von mehr als 20% (Ankershagen 2004) gefunden wurden. Die geschützte Lage am Standort Bocksee führte im Jahr 2004 wahrscheinlich zu einer wesentlich geringeren Ausbreitung der Anthraknose als an dem nur einige Kilometer entfernten Standort Ankershagen. Wie schon bei unseren Freilandversuchen zeigt sich auch hier die starke Abhängigkeit der Befallsentwicklung von den vorherrschenden Witterungsbedingungen. Ein weiteres

Problem bei der Bestimmung einer Bekämpfungsschwelle besteht darin, dass das Wachstum des Pilzes während der Vegetationsperiode so gut wie immer möglich ist.

Die Sorte Tanjil zeigt im Gegensatz zu den anfälligen Sorten Arabella und Bora eine weitaus bessere Resistenz, aber bei optimalen Witterungsbedingungen reicht auch die Resistenz der Sorte Tanjil nicht aus, um einen ausreichenden Schutz zu gewährleisten, da der Anteil befallener Samen mit 6% (endogen) nach wie vor zu hoch ist. Die Suche bzw. das Einkreuzen neuer wirksamerer Anthraknoseresistenzen wäre zu empfehlen, um den Befall des Saatgutes einzudämmen.

Vorrangiges Ziel sollte dennoch die Produktion von gesundem Saatgut sein, da die Primärinfektion ausschließlich über das Saatgut erfolgt. Da an den meisten Standorten in Deutschland die Witterungsbedingungen eine Infektion zulassen, sollte darüber nachgedacht werden die Insellagen wie z. B. auf Fehmarn mit geringen Niederschlägen und immer vorhandenen Winden, die für eine schnelle Abtrocknung der Pflanzen sorgen, zu nutzen. Außerdem ist die regelmäßige Kontrolle des Bestandes und das rechtzeitige fachgerechte Entfernen von Pflanzen, die bereits Symptome aufweisen, erforderlich. Auch eine frühe Fungizidspritzung im Vierblattstadium der Lupine sollte eine Befallsminderung bewirken. Diese Maßnahmen versprechen möglicherweise eine erfolgreiche Strategie, um in einigen Jahren wieder vollständig befallsfreies Saatgut bereitstellen zu können.

5. Zusammenfassung

Die Anthraknose ist bundesweit eine der häufigsten und schwerwiegendsten Krankheiten der Lupine und tritt unter optimalen Witterungsbedingungen in allen Anbaugebieten regelmäßig auf. Bei der chemischen Bekämpfung bietet die Beizung des Saatgutes eine gute Möglichkeit, die Primärinfektion zu vermindern. Nach Auftreten erster Infektionen im Bestand erwiesen sich weitere Fungizidspritzungen jedoch nicht als ausreichend, da der optimale Zeitpunkt einer Spitzung noch nicht bekannt ist.

Ziel des vorliegenden Projektes war es, den Infektionsverlauf und die Ausbreitung der Anthraknose in Abhängigkeit von der Temperatur, dem Niederschlag und der Dauer der Blattnässe in Klimakammer- und Freilandversuchen zu beschreiben, um Grundlagen zu erarbeiten, die die Erstellung eines Prognosemodells ermöglichen.

Die Keimung der *Colletotrichum*-Konidien und das Wachstum des Pilzes war in einem weiten Temperaturbereich möglich. Während die Keimung bei 10°C erst nach 13h begann, wurden bei 25°C bzw. 30°C bereits nach 5h gekeimte Konidien gefunden. Die Zeitspanne bis zum Erreichen einer 100%igen Keimrate war bei 10°C und 15°C deutlich geringer gegenüber höheren Temperaturen. Bei 25°C war der Zuwachs des Pilzmyzels pro Tag am größten. Bei Temperaturen unter 5°C und über 35°C war kein Wachstum des Pilzes festzustellen.

Auch die Geschwindigkeit der Ausbreitung war stark von der Temperatur abhängig. Während bei Temperaturen von 25°C schon nach 3-4 Tagen Symptome auftraten, waren bei 15°C erst nach 7-9 Tagen Symptome sichtbar.

Untersuchungen zur Befallshäufigkeit der Sorten Arabella und Bora zeigten eine Zunahme kranker Pflanzen mit zunehmender Dauer der Blattnässe. Bei einer Blattnässe von 4h waren lediglich geringe Befallshäufigkeiten von unter 30% festzustellen, die Anzahl befallener Pflanzen stieg jedoch bei allen drei untersuchten Temperaturvarianten und Entwicklungsstadien nach 12h Blattnässe häufig auf über 70% an. Unterschiede zwischen der Anfälligkeit der beiden Sorten waren nicht festzustellen.

Die Freilandversuche wiesen in beiden Versuchsjahren keine signifikanten Unterschiede zwischen den Sorten Arabella und Bora bezüglich der Befallshäufigkeit auf. Ein signifikanter Unterschied zeigte sich im Jahr 2006 zwischen der als resistent eingestuftem australischen Sorte Tanjil und den anfälligen Sorten Arabella und Bora am Standort Marihn. Die mittleren Befallshäufigkeiten der Sorte Arabella und Bora betragen 25% und 21% im Gegensatz zu nur 7% bei der Sorte Tanjil. Am Standort Berlin-Dahlem waren im Jahr 2006 jedoch keine Sortenunterschiede feststellbar, da die starke Trockenheit schon früh zur Stagnation des Befalls führte. In beiden Versuchsjahren zeigten alle Parzellen Hülsenbefall, deren Anteil zwischen 0,5% und 14% im Jahr 2005 sowie zwischen 7% und 17% im Jahr 2006 variierte.

Starke Unterschiede zeigten sich im Jahr 2005 innerhalb der Wiederholungen am Standort Berlin-Dahlem und Groß Lüsewitz. Geringe Befallshäufigkeiten wurden auf Parzellen mit *Fusarium*-Befall festgestellt, hohen Befall wiesen Parzellen auf, die stark lagerten. Durch den intensiven Kontakt der Pflanzen zueinander hatte der Erreger bessere Möglichkeiten sich auszubreiten.

Die Sprüh- und Sameninokulation führte zu einer hohen Befallshäufigkeit. Das verspätete Auftreten von neu infizierten Pflanzen auf den Parzellen, die mit einer Sameninokulation versehen wurden, wurde schon ab dem 6. Boniturtermin aufgeholt. Zur Simulation einer natürlichen Infektionsausbreitung eignen sich beide Inokulationsmethoden.

Die Ausbreitungsdynamik konnte durch den Versuchsaufbau gut beschrieben werden. Die Einteilung der Parzelle in Raster erleichterte die Bonitur. Mit relativ geringem Aufwand erfolgte die Erfassung des Ortes an dem infizierte Pflanzen innerhalb der Parzelle auftraten. Durch die Markierung der neu infizierten Pflanzen wurde vermieden, Pflanzen wiederholt zu bonitieren.

Die Klimakammer- und Freilandversuche ermöglichten eine gute Beschreibung des Infektionsverlaufes und der Ausbreitung der Anthraknose. Die Ergebnisse zeigen, dass die Verbreitung des Pilzes abhängt von der Temperatur, dem Niederschlag und der Dauer der Blattnässe. Es wird aber auch deutlich, dass nicht die Temperatur der begrenzende Faktor bei einer epidemieartigen Ausbreitung ist, da die Keimung der Konidien und das Wachstum des Pilzes in einem weiten Temperaturbereich erfolgt, der während der Vegetationsperiode der Lupine selten unter- bzw. überschritten wird. Für eine erfolgreiche Infektion sind vielmehr Niederschläge und Blattnässedauer zwingend notwendig, da die Verbreitung auf angrenzende bzw. entferntere Pflanzen sowie die Keimung der Konidien und Penetration des Erregers in die Pflanzenzelle nur dann möglich ist.

Die Suche nach neuen wirksameren Anthraknoseresistenzen stellt eine sinnvolle Alternative dar, um den Saatgutbefall zu vermindern. Dennoch sollte das vorrangige Ziel die Produktion von gesundem Saatgut sein, da allein durch die Aussaat von befallsfreiem Saatgut Anthraknoseinfektionen vollständig verhindert werden, wie die Kontrollparzellen der Versuche zeigen.

6. Literaturverzeichnis

- Alt, S. (2003): Kinetische Auslöser der Ascosporenausschleuderung bei *Venturia inaequalis* (Cke.) Wint.. Dissertation Heidelberg. <https://heidi.ub.uni-heidelberg.de/volltextserver/volltexte/2003/4093/pdf/DISSERTATION.pdf> (17.09.2005).
- Dick, M. A. (1994): Blight of *Lupinus arboreus* in New Zealand. New Zealand J. of Forestry Science 24, 51-68.
- Dittmann, B. (1998): Erste Ergebnisse zur Anthracnosebekämpfung bei Lupinen. In: Lupinen in Forschung und Praxis. Hrsg. M. Wink. Verlag Rheinheimer, Ludwigshafen, 131-141.
- Feiler, U. und H. I. Nirenberg (1998): Eine neue klassische Methode zur Bestimmung des *Colletotrichum*-Befalls an Saatgut von *Lupinus* spp.. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 50 (10), 259-262.
- Feiler, U. und H. I. Nirenberg (2004a): Anthraknose an Lupine. Teil 1: *Colletotrichum* Befallsbilder bei den drei landwirtschaftlich wichtigen Lupinenarten *L. albus*, *L. angustifolius* und *L. luteus* . Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 56 (1), 1-8.
- Feiler, U. und H. I. Nirenberg (2004b): Anthraknose an Lupine. Teil 2: Befallsverlauf, Erregerausbreitung und Überlebensfähigkeit verschiedener Sorten von *Lupinus albus*, *L. angustifolius* und *L. luteus* bei Infektion mit *Colletotrichum lupini* var. *setosum*. Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd. 56 (11), 273-280.
- Gondran J., R. Bournoville and C. Duthion (1994): Identification of diseases, pests and physical constraints in white lupin. INRA, Unip.
- Hau B. (1995): Entwicklung von Simulationsmodellen von Pflanzenkrankheiten. Mitteilungen aus der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Berlin- Dahlem 311, 36-44.
- Kleinhenz B. und E. Jörg (1998): Integrierter Pflanzenschutz, Rechnergestützte Entscheidungshilfen. Schriftenreihe des Bundesministeriums für Ernährung, Landwirtschaft und Forsten. Reihe A: Angewandte Wissenschaft, Heft 473.
- Nirenberg, H. I. (1998): Der Einfluss verschiedener Beizen und Fungizide auf den Befall des Samens von gelber und weißer Lupine mit *Colletotrichum* spec. In: Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Jahresbericht 1999. Hrsg. F. Klingauf, 205-206.
- Nirenberg, H. I., U. Feiler und G. Hagedorn (2002): Description of *Colletotrichum lupini* (Bondar) Nirenberg, Feiler und Hagedorn comb. nov. in modern terms. Mycol. 94 (2), 307-320.
- O'Connell R. J. , C. Nash and J. A. Bailey (1992): Lectin Cytochemistry: A New Approach to Understanding Cell Differentiation, Pathogenesis and Taxonomy in *Colletotrichum*. In: Bailey J. A. and M. J. Jeger *Colletotrichum: Biology, Pathology and Control*, CAB International.

Reed P. J., S. W. Dickens and T. M. O'Neill (1996): Occurrence of anthracnose (*Colletotrichum acutatum*) on ornamental lupin in the United Kingdom. *Plant Pathology* 46, 137-152.

Römer, P. (1998): Anthracnose 1997: Bestandsaufnahme und Lösungsansätze. In: *Lupinen in Forschung und Praxis*. Hrsg. M. Wink. Verlag Rheinheimer, Ludwigshafen, 99-117.

Römer, P. (2000): Bekämpfung der Anthracnose bei Lupinen. Faltblatt, UFOP-Praxisinformationen. <http://www.ufop.de/download/GGTSPU-styx.bba.de-2633-2039265-DAT/Anthracnose.pdf> (17.09.2005).

Ruge B., J. Kuhlmann, F. Eickmeyer, P. Wehling (2005): Marker-assisted Breeding for Anthracnose-Resistance in Narrow-leafed Lupin. *Proceedings of the 11th International Lupin Conference, Guadalajara, Mexico, 4-9 May*, pp. 6-9.

Thomas, G. J. and K. G. Adcock (2004): Exposure to dry heat reduces anthracnose infection of lupin seed. *Australian Plant Pathology* 33, 537-540.

Thomas, G. J. and M. W. Sweetingham (2004): Cultivar and environment influence the development of lupin anthracnose caused by *Colletotrichum lupini*. *Australian Plant Pathology* 33, 571-577.

Thomas, G. J. and M. W. Sweetingham (2003): Fungicide seed treatments reduce seed transmission and severity of lupin anthracnose caused by *Colletotrichum gloeosporioides*. *Australian Plant Pathology* 32, 39-46.

Thomas G., B. MacLeod and K. G. Adcock (2003): Height of cereal stubble affects spread of lupin anthracnose. http://www.agric.wa.gov.au/servlet/page?_pageid=449&_dad=portal30&_schema=PORTAL30&p_start_url=/pls/portal30/docs/FOLDER/IKMP/FCP/LP/LUP/CU2003_LUPINS_INDEX.HTM

Thomas, G. J., M. Sweetingham, B. O'Neil, G. Shea (1998): Anthracnose-critical seed infection levels for resistant and susceptible varieties. In: *Highlights of lupin research and development in Western Australia 1998* (G. Shea ed.), 23-25.

Waldow, F., R. Wächter, M. Jahn, E. Koch, H. Spieß, W. Vogt-Kaute, K.-J. Müller und K. P. Wilbois (2006): Alternative Saatgutbehandlungen im ökologischen Landbau-Ergebnisse eines Forschungsvorhabens. *Mittl. Biol. Bundesanst. Land- Forstwirtsch.* 400, 332-333.

Wilbois, K. P., A. Schwab, H. Fischer, J. Bachinger, S. Palme, H. Peters und S. Dongus (2004): Leitfaden für Praxisversuche - Eine Anleitung zur Planung, Durchführung und Auswertung von Praxisversuchen. http://www.praxisversuche.de/pdf/GGTSPU-styx.bba.de-6990-322103-DAT/leitfaden_praxisversuche.pdf (19.10.2005).

You, M., J. G. Boersma, B. J. Buirchell, M. W. Sweetingham, K. H. M. Siddique und H. Yang (2004): A PCR-based molecular marker applicable for marker-assisted

selection for anthracnose disease resistance in lupin breeding. Cellular and Molecular Biology Letters 10, 123-134.

Danksagung

Ich möchte mich ganz herzlich bei der Saatzucht Steinach und der Südwestsaat GbR für die Bereitstellung der Versuchsflächen und des Saatgutes bedanken. Besonderer Dank gilt hier Frau Josy Kuhlmann, Herrn Dr. Peter Römer und Frau Regine Dieterich, die mir den Einstieg erleichterten und bei den Freilandbonituren eine große Hilfe waren.

Frau Dr. Brigitte Ruge-Wehling von der BAZ in Groß Lüsewitz danke ich herzlich für die Bereitstellung der Versuchsflächen sowie für die stete Diskussionsbereitschaft und Hilfe bei den Freilandbonituren.

Außerdem danke ich Herrn Dr. Wolfgang Heidel vom Landespflanzenchutzamt Mecklenburg-Vorpommern für die Durchführung der Freilandbonituren und seine fachlichen Anregungen.

Für die technische Betreuung und Unterstützung möchte ich mich besonders bei Frau Heike Rudolph sowie den Mitarbeitern des Institutes für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und biologische Sicherheit bedanken, ohne deren Hilfe und Engagement die Durchführung der Labor- und Freilandversuche nicht möglich gewesen wäre.

Letztlich gilt mein Dank der Union zur Förderung von Oel- und Proteinpflanzen e. V. (UFOP) für die Förderung des Forschungsvorhabens.