

Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und biologische Sicherheit, Berlin

## 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*

Anthracnose of lupins

Part 2: Development of infection, spread of the pathogen and survival of different varieties of *Lupinus albus*, *L. angustifolius* and *L. luteus* after infection with *Colletotrichum lupini* var. *setosum*

Uta Feiler und Helgard I. Nirenberg

### Zusammenfassung

Der Verlauf der Infektion mit dem Anthraknoseerreger *Colletotrichum lupini* var. *setosum* wird an 58 Lupinensorten unterschiedlicher Herkünfte der Arten *Lupinus albus*, *L. angustifolius* und *L. luteus* über einen gesamten Vegetationszeitraum dargestellt. Das Verhalten der Lupinenarten und die Überlebensfähigkeit der einzelnen Sorten werden dokumentiert. Auf der Basis dieser Ergebnisse wird ein Modell der Erregerausbreitung unter Berücksichtigung der Primär- und Sekundärinfektion aufgezeigt.

**Stichwörter:** Anthraknose, *Colletotrichum lupini* var. *setosum*, *Lupinus albus*, *L. angustifolius*, *L. luteus*, Erregerausbreitung, Befallsverlauf, Lupinensorten, Primär- und Sekundärinfektion

### Abstract

The development of infection of the anthracnose pathogen *Colletotrichum lupini* var. *setosum* on 58 cultivars of *Lupinus albus*, *L. angustifolius* and *L. luteus* of different origin is shown during a vegetation period. The reaction of the lupin species and the ability of the different cultivars to survive the infection are documented. Based on these results a model of the primary and secondary infection is presented.

**Key words:** Anthracnose, *Colletotrichum lupini* var. *setosum*, *Lupinus albus*, *L. angustifolius*, *L. luteus*, lupin varieties, spread of infection, development of infection, primary infection, secondary infection

### Einleitung

Seit dem verstärkten Auftreten der Anthraknose an Lupinen in Deutschland variieren die Aussagen und Beobachtungen zu dieser Krankheit enorm. In einem Jahr wird von Totalausfällen durch die Anthraknose berichtet, im darauffolgenden kaum ein Befall wahrgenommen und in der nächsten Vegetationsperiode ausschließlich Spätbefall von zuvor augenscheinlich gesunden Beständen beobachtet. Zum einen werden diese Unterschiede mit der verschiedenen Anfälligkeit der Lupinenarten gegenüber

dem Erreger in Verbindung gebracht, zum anderen wird die Witterung als wesentlich für eine optimale Entwicklung des Pathogens betrachtet. Untersuchungen haben gezeigt, dass die einigermaßen sichere Diagnose der Krankheit im Feldbestand erst zu einem späten Zeitpunkt der Entwicklung erfolgt. Da die Frühsymptome wenig bekannt sind (FEILER, 1999; FEILER und NIRENBERG, 2004), kann ein verkannter Frühbefall ebenfalls zu widersprüchlichen Aussagen führen.

Für die Prognose des Ertrages, der in Bezug zum Krankheitsauftreten steht, ist der Verlauf einer Infektion von entscheidender Bedeutung. Außerdem ist die genaue Charakterisierung einer Krankheit wesentliche Voraussetzung für ihre Eindämmung. Um Art- und Sortenunterschiede im Hinblick auf den Erregerbefall mit *Colletotrichum lupini* var. *setosum* besser einordnen zu können und damit eine Basis für einen optimaleren Anbau von Lupinen zu haben, ist der Befallsverlauf bei verschiedenen Sorten von *Lupinus albus*, *L. angustifolius*, *L. luteus* innerhalb der gesamten Vegetationszeit untersucht worden.

Die Arbeiten wurden durch das Bundesprogramm Ökologischer Landbau gefördert.

### Material und Methoden

23 Sorten von *Lupinus albus*, 14 von *L. luteus* und 21 von *L. angustifolius* wurden in die Untersuchungen einbezogen (Tab. 1). *Colletotrichum lupini* var. *setosum*, aus der mykologischen Kulturensammlung der Biologischen Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und Biologische Sicherheit (BBA 70358), wurde zur Inokulation genutzt. Um die Verwendung von gesundem Saatgut zu gewährleisten, wurden Proben der jeweiligen Sorten mittels Appressorientest auf Erregerfreiheit überprüft (FEILER und NIRENBERG, 1998). Das Pilzmaterial wurde auf SNA-Medium (NIRENBERG, 1990) bei Raumtemperatur angezogen. Fünf 1 cm<sup>2</sup> große pilzbewachsene SNA-Stücke wurden jeweils in 500-ml-Erlenmeyerkolben mit sterilem Torf-Stroh-Sand-Substrat (3:1:1) gemischt, dem 80 g Kalk und 210 g Malzextrakt per 30 l zugegeben wurden. Das Gemisch wurde bis zum gleichmäßigen Durchwachsen von *C. lupini* var. *setosum* durch das Substrat bei Raum-

Tab. 1. Sorten von *L. albus*, *L. luteus* and *L. angustifolius* mit Herkunft und Überlebensfähigkeit der Pflanzen in %

Lupinen-Art	Sorte	Herkunft	Überlebende Pflanzen in %	
			Kontrolle	Infektion
<i>Lupinus albus</i>				
	Nelly	SZ Hege, Germany	30	0
	Fortuna	Südwestsaat, Germany	95	10
	Ares	INRA Lusignan, Frankreich	70	15
	Amiga	Südwestsaat, Germany	85	15
	Minori	SZ Hege, Germany	55	25
	Feli	SZ Hege, Germany	80	30
	Bardo	SZ Hege, Germany	100	30
	Lolita Baer	von Baer Chile	75	35
	Bl 29/98-99	von Baer Chile	95	35
	Ronell	ARC-Grain Crops Institute, South Africa	75	40
	KS 5	ARC-Grain Crops Institute, South Africa	80	45
	Esta	ARC-Grain Crops Institute, South Africa	90	45
	Wat	Wiatrowo, Poland	90	45
	Rondo	INRA Lusignan, Frankreich	95	45
	Weibit	Südwestsaat, Germany	95	45
	Hantie	ARC-Grain Crops Institute, South Africa	80	50
	Cinnie Paris	Institute Kiew/Ukraine	85	55
	Reina-Baer	von Baer Chile	75	60
	Lublanc	INRA Lusignan, Frankreich	90	60
	Lutop	INRA Lusignan, Frankreich	80	65
	Nr. 2247	Institute Kiew/Ukraine	90	65
	Typ Top	von Baer Chile	85	80
	Wladimir	Institute Kiew/Ukraine	95	80
<i>Lupinus luteus</i>				
	Borselfa	SZ Steinach, Bornhof, Germany	75	20
	Promin	Institute Kiev, Ukraine	80	35
	Radames	Wiatrowo, Poland	65	40
	Polo	Przebedowo, Poland	80	45
	Pachodrnja	Wiatrowo, Poland	85	45
	Idol	Wiatrowo, Poland	65	50
	Teo	Wiatrowo, Poland	65	50
	Juno	Wiatrowo, Poland	90	50
	Marteiz	Wiatrowo, Poland	70	55
	Borena	SZ Steinach, Bornhof, Germany	75	55
	Borsaja	SZ Steinach, Bornhof, Germany	75	55
	Krak	Vavilow, Russia	90	60
	Topaz	Wiatrowo, Poland	90	60
	Bornal	SZ Steinach, Bornhof, Germany	95	70
<i>Lupinus angustifolius</i>				
	Arabella	Südwestsaat, Germany	100	10
	Borlu	SZ Steinach, Bornhof, Germany	100	25
	Sonet	SZ Kruse, Germany	65	30
	Aniska	Südwestsaat, Germany	100	30
	Bolivio	SZ Steinach, Bornhof, Germany	95	35
	Myallie	Agriculture Western Australia	80	40
	Unicrop	Agriculture Western Australia	100	40
	Wersal	Przebedowo, Poland	90	45
	Boltensia	SZ Steinach, Bornhof, Germany	95	50
	Gungurru	Agriculture Western Australia	100	50
	Polonez	Wiatrowo, Poland	100	50
	Elf	Przebedowo, Poland	80	55
	Belara	Agriculture Western Australia	100	55
	Borlana	SZ Steinach, Bornhof, Germany	100	55
	Boruta	SZ Steinach, Bornhof, Germany	100	55
	Illyarrie	Agriculture Western Australia	100	55
	Bordako	SZ Steinach, Bornhof, Germany	95	75
	Bora	SZ Steinach, Bornhof, Germany	100	75
	Borweta	SZ Steinach, Bornhof, Germany	95	80
	Taniel	Agriculture Western Australia	95	80
	Wonga	Agriculture Western Australia	100	100

temperatur inkubiert. Dieses Inokulum wurde anschließend im Verhältnis 1:2 mit steriler Felderde vermischt, in 22 cm große Pflanztöpfe gefüllt und pro Topf 5 Lupinensamen ausgelegt. Von jeder Sorte wurden 20 Samen inokuliert. Diese Inokulationsmethode simuliert die Primärinfektion durch das Pathogen. Das Substratgemisch ohne Pilz wurde für die Kontrolle (ebenfalls je 20 Samen/Sorte) verwendet. Die Untersuchungen wurden unter Klimakammerbedingungen mit einer Lichtphase von 14 h und einer Lichtstärke von 12000 Lux durchgeführt. Die Pflanzen

wurden unter semisterilen Bedingungen bei einem Temperaturregime von 20 °C am Tage, 15 °C zur Nacht und einer Luftfeuchtigkeit von 70 % bis zur Reife kultiviert. Die Befallsentwicklung der Mykose und die Überlebensfähigkeit der einzelnen Lupinensorten sind zu 7 Boniturterminen – Aussaat (1), Auflaufen (2), Ausbildung der ersten beiden Laubblattpaare (3), 6–8-Blattstadium (4), 12–14-Blatt-Stadium/Beginn Blüte (5), Vollblüte/Hülsenansatz (6), Reife (7) – bonitiert und dokumentiert worden.

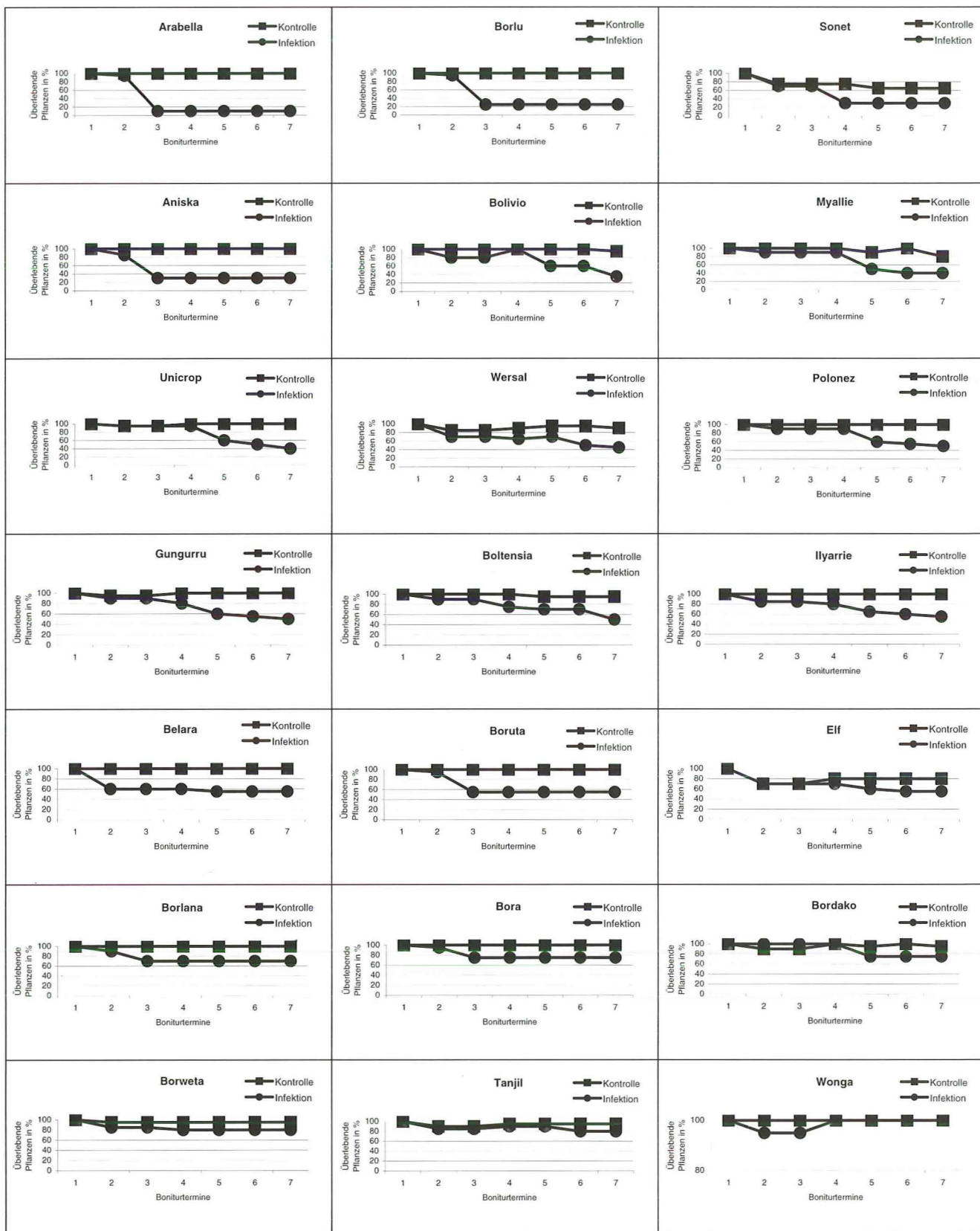


Abb. 1. Befallsverlauf nach Infektion mit *C. lupini* bei 21 *L. angustifolus*-Sorten.

## Ergebnisse und Diskussion

### Befallsverlauf und Überlebensfähigkeit

#### *Lupinus angustifolius*

Ein verspätetes Auflaufen war bei den folgenden 5 Sorten: Bolivio, Wersal, Bordako, (Tanjil) und Wonga festzustellen. Ein Teil der Samen keimte erst, als die anderen Pflanzen bereits 6 bis 14 Blätter ausgebildet hatten. Bei der überwiegenden Zahl der untersuchten Sorten ist das Absterben von infizierten Lupinen einem bestimmten Pflanzenstadium zuzuordnen, wobei dieses sortenbedingt variiert. Bei den Sorten Arabella, Borlu, Aniska, Belara, Bora, Boruta, Borlana und Borweta starben die meisten Pflanzen infolge der *Colletotrichum*-Infektion bis zur Ausbildung von zwei Laubblättern unter Welkeerscheinungen ab. Danach hatte die Infektion keinen Einfluss auf die Anzahl überlebender Pflanzen. Bei anderen Sorten, wie Bolivio, Wersal, Boltensia und Illyarrie, machte sich die Infektion durch eine allmähliche Abnahme der Pflanzenzahl über einen größeren Zeitraum hin bemerkbar. „Krankheitsschübe“ mit einem Wechsel von Zeitpunkten, an denen eine größere Anzahl von Lupinen abstarb und dann der Bestand wiederum über einen längeren Zeitraum konstant blieb, kennzeichneten den Befallsverlauf mit *C. lupini* bei den Sorten Elf, Bordako und Tanjil. Eine Verringerung der Pflanzen erst ab dem 6-Blatt-Stadium bis zum Vegetationsende wurde bei den Sorten Unicrop, Myalli und Gunguru bonitiert. Bei allen Sorten traten am häufigsten unspezifische Welkesymptome und Verkrümmungen der Pflanzen durch die Infektion in Erscheinung (FEILER und NIRENBERG, 2004). Durch hohe Pflanzenverluste von 60 bis 90 % bei Infektion mit *C. lupini* sind die Sorten Arabella, Borlu, Sonet, Aniska, Bolivio, Myallie und Unicrop charakterisiert. Mit 25 bis 55 % abgestorbenen Pflanzen reagierten die Sorten Wersal, Boltensia, Gunguru, Polonez, Elf, Belara, Borlana, Boruta, Illyarrie, Bordako und Bora auf die Infektion. Am widerstandsfähigsten sind die Sorten Borweta, Tanjil und Wonga mit 80 bis 100 % überlebenden Pflanzen einzuschätzen. (Abb. 1, Tab. 1).

#### *Lupinus luteus*

Ein beträchtlicher Anteil an Samen ist nicht aufgelaufen. Obwohl auch bei der Kontrolle ein gewisser Prozentsatz nicht aufgelaufener Körner auffällt, ist der Unterschied zu den Infektionsvarianten abgrenzbar. Die Infektion mit *C. lupini* hat bei der Mehrzahl der Gelblupinensorten zu einer Verzögerung der Entwicklung geführt. Bei einigen Sorten (Promin, Teo, Polo) waren während der eigentlichen Blütezeit noch Keimlinge zu finden. Gehäuft finden sich bei *L. luteus* „Nachzügler“ jedoch im 6–8-Blatt-Stadium. Die Reduktion der Pflanzenanzahl durch den Erreger erfolgte allmählich über die gesamte Vegetationszeit. Zwischen Blüte und Reife änderte sich die Pflanzenanzahl jedoch selten. Der Befallsverlauf ohne das Auftreten von Spitzen in der Befallskurve passt zu der Vielzahl von unspezifischen Krankheitssymptomen, wie Vergilbung, Missbildung, Zwergwuchs, Fäulnis und Flecken bei dieser Lupinenart. Eine hohe Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* mit 60 bis 80 % abgestorbenen Pflanzen besitzen die Sorten Borselja, Promin und Radames. Am häufigsten starben 45 bis 55 % der Lupinen durch die Infektion ab (Polo, Pachodnrya, Idol, Teo, Juno, Martez, Borena, Borsaja). Von den Sorten Krak, Topaz und Bernal überlebten die meisten Pflanzen die Inokulation. (Abb. 2, Tab. 1).

#### *Lupinus albus*

Während die Keimung bei der Kontrollvariante recht gleichmäßig verläuft, ist bei der überwiegenden Anzahl der Sorten der

Infektionsvarianten eine Auflaufverzögerung zu beobachten. Die Hauptabsterberate durch die Pilzinfektion ist in der Zeit von der Ausbildung des ersten Laubblattpaares bis zum 6–8-Blatt-Stadium der Weißlupinen zu verzeichnen. Die absterbenden Keimlinge und Jungpflanzen zeigten Hypokotyl- und Blattstielverlängerungen sowie Hypokotylflecken und leichte Verkrümmungen und Verdrehungen. Unter den gegebenen Klimabedingungen hatte die Infektion nachfolgend kaum noch Auswirkungen auf die Anzahl der überlebenden Pflanzen. Diese bildeten zum Teil Stengelflecken aus. Auch eingeschnürte Blattstiele, herabhängende welke Blätter, abgeknickte Blattstiele mit schlaffen Blättern und trockene Blattskelette waren häufig. Die Weißlupinensorte Nelly reagierte mit 100 % abgestorbenen Pflanzen am anfälligsten auf die Infektion. Ebenfalls im Bereich mit 60 bis 100 % abgestorbenen Pflanzen liegen die Sorten Fortuna, Ares, Amiga, Minori, Feli, Bardo, Lolita Baer, BI 29/98-99 und Ronell (Tab. 1). Eine Absterberate zwischen 35 und 55 % wurde bei den Sorten KS 5. Esta, Wat, Rondo, Weibit, Hantie, Cinnie Paris, Reina Baer, Lublanc, Lutop und 2247 bonitiert. Bei den Sorten Typ Top und Wladimir war mit 20 % die geringste Anzahl abgestorbener Pflanzen zu verzeichnen. (Abb. 3, Tab. 1).

### Einschätzung der Lupinenarten

Trotz des deutlichen Einflusses von einzelnen Sorten sind die Unterschiede zwischen den drei Lupinenarten prägnant. Bei *Lupinus albus* zeigen sich die höchsten Pflanzenverluste infolge der *C. lupini*-Infektion im Jungpflanzenstadium. Nach einer Auflaufverzögerung folgt die Entwicklung bis zum 2- oder 6–8-Blatt-Stadium, wo die größte Anzahl infizierter Pflanzen abstirbt. Bei der schmalblättrigen Lupine gibt es weniger Auflaufverzögerungen. Auch hier ist es das Jungpflanzenstadium, welches die größte Zahl abgestorbener Lupinen nach der Infektion aufweist. Bei *Lupinus luteus* gibt es keine drastischen Einschnitte der Bestandeszahl zu einem bestimmten Zeitpunkt. Hier verläuft das Absterben der Pflanzen infolge *Colletotrichum*-Infektion allmählicher über einen größeren Zeitraum und häufig mit weniger spezifischen Befallsanzeichen.

Die in der Literatur immer wieder beschriebene höhere Anfälligkeit der Weißen Lupine gegenüber dem Anthraknosepilz (YAKUSHEVA, 1996; SWEETINGHAM, 1998; RÖEMER, 1998 u. a.) im Vergleich zu den anderen beiden Lupinen-Spezies bewahrheitet sich nach den Sortenversuchen nicht. *Lupinus albus* zeigt auch innerhalb der nicht mit *Colletotrichum* infizierten Kontrollen (von 30 % bis 100 % überlebende Pflanzen) eine hohe Variabilität. So ist die Anzahl von Pflanzen, die aufgrund anderer Einflüsse absterben, bei manchen Sorten sehr hoch (Tab. 1). Zudem sind die gut wahrnehmbaren, bekannten Symptome deutlicher als bei *L. luteus* und *L. angustifolius*, was möglicherweise zu dem Schluss der höchsten Anfälligkeitsbeurteilung gegenüber *Colletotrichum* geführt haben kann. Die Anfälligkeit gegenüber dem Krankheitserreger ist sortenbedingt sehr variabel. Aus dieser sortenbedingten Anfälligkeit und der sortenbedingten Widerstandsfähigkeit gegenüber anderen Einflüssen (allgemeine Disposition) ergibt sich dann die Prädisposition gegenüber *C. lupini*. Das heißt, es gibt Sorten mit einer:

1. schlechten allgemeinen Disposition und hoher Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* (z. B. Nelly),
2. guten allgemeinen Disposition, aber hoher Anfälligkeit gegenüber *Colletotrichum lupini* (z. B. Bardo),
3. guten allgemeinen Disposition und geringerer Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* (z. B. Wladimir),
4. mittelmäßigen allgemeinen Disposition und mittelmäßigen Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* (z. B. Reina Baer).

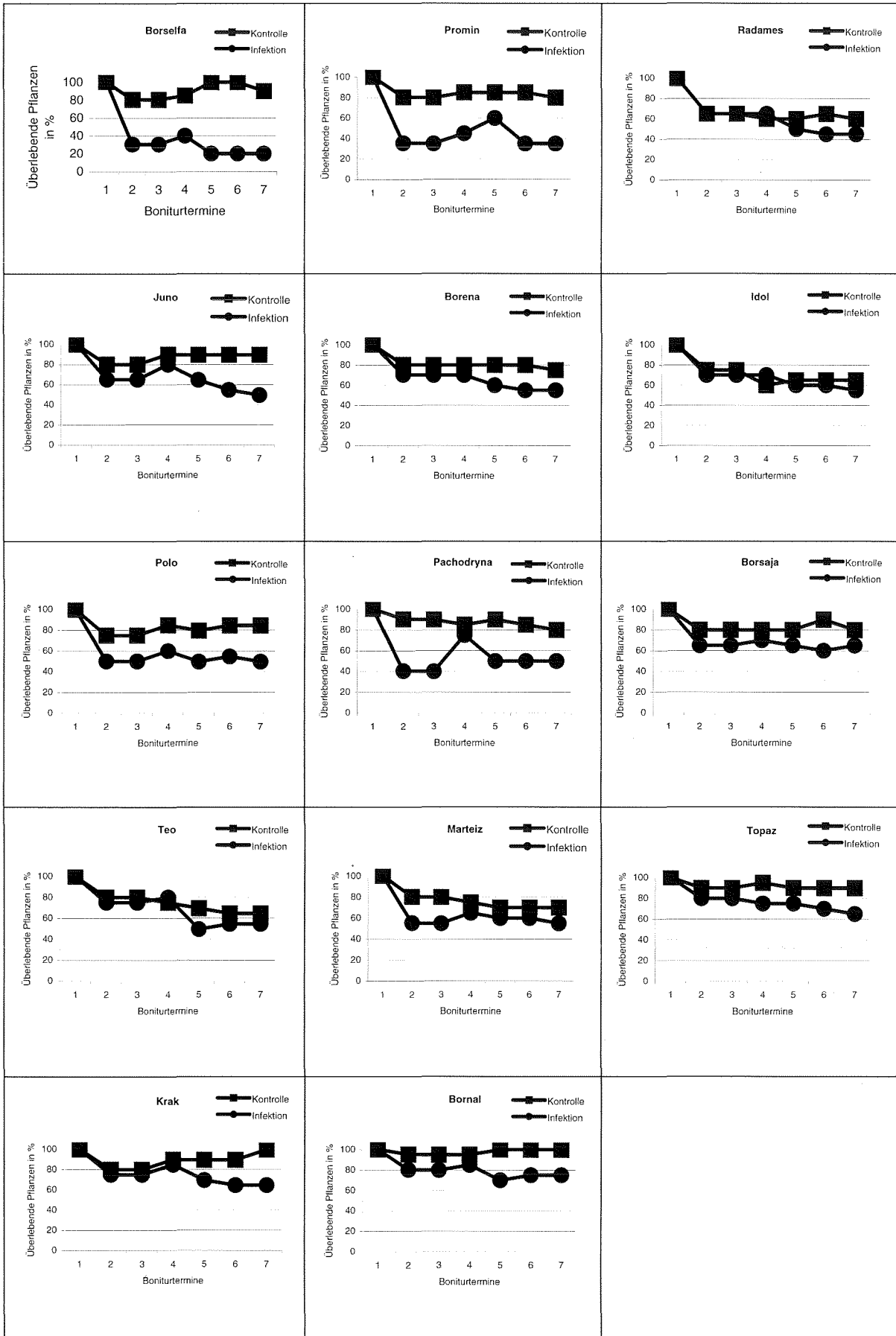


Abb. 2. Befallsverlauf nach Infektion mit *C. lupini* bei 14 *L. luteus*-Sorten.

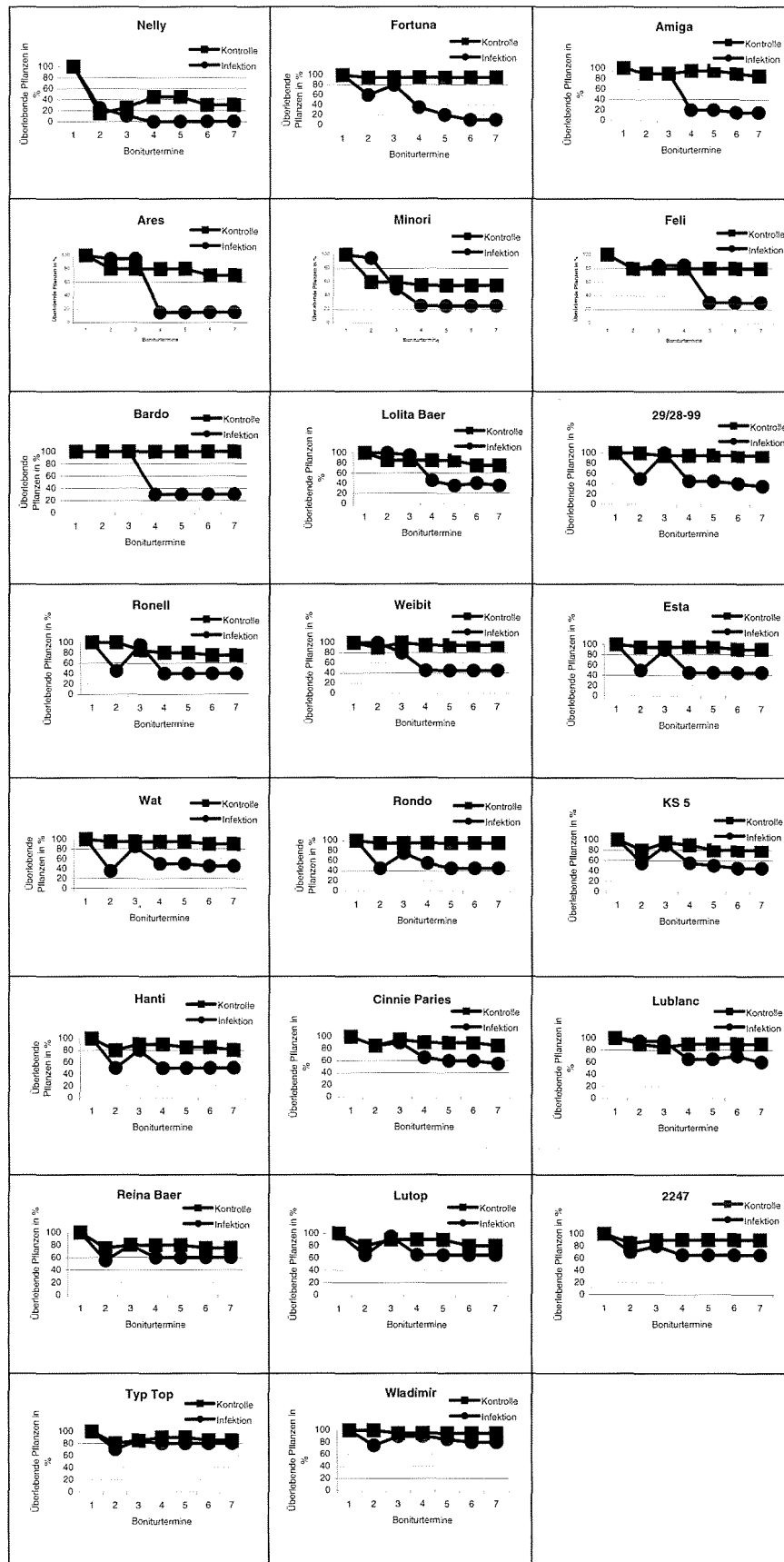


Abb. 3. Befallsverlauf nach Infektion mit *C. lupini* bei 23 *L. albus*-Sorten.

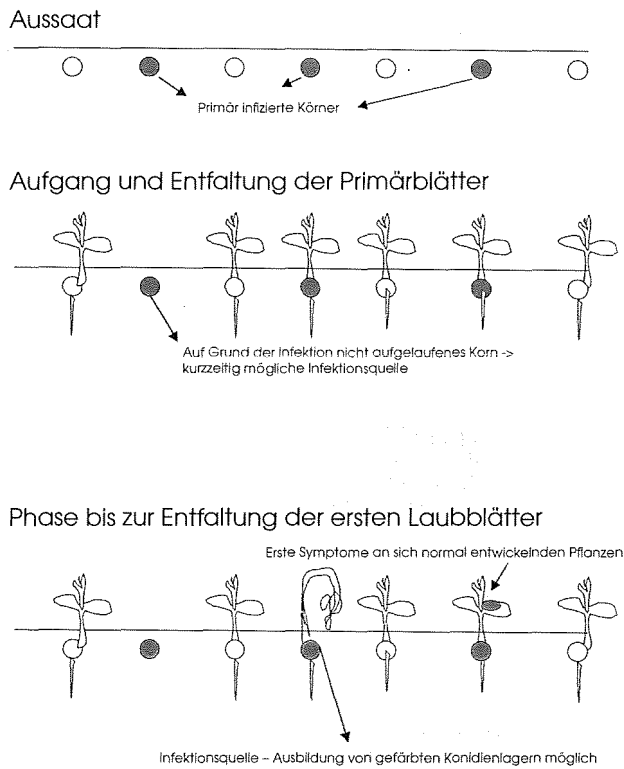


Abb. 4. Modell eines Befallsverlaufes von Lupinen mit *C. lupini*.

Bei den geprüften Gelblupinensorten gibt es keine, die ohne Infektion alle Pflanzen zur Ernte bringt. Das heißt, es gibt schon als Basis keine Sorte, die ein ausgezeichnetes Potential an Vitalität mitbringt. Wie bei einigen Weißlupinensorten spielen hier die genetischen Anlagen gegenüber bestimmten Umwelteinflüssen eine große Rolle. So gibt es Sorten mit einer:

5. mittelmäßigen allgemeinen Disposition und hohen Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* (z. B. Promin)
6. guten allgemeinen Disposition und mittelmäßigen Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* (z. B. Bornal)

Im Gegensatz zu *L. albus* und *L. luteus* zeigt das Sortenmaterial von *L. angustifolius* wesentlich mehr Sorten, die ohne Infektion eine gute allgemeine Disposition besitzen (Tab. 1). Die Anfälligkeit gegenüber *C. lupini* variiert auch hier sortenbedingt. Obwohl es Sorten mit einer sehr hohen Anfälligkeit gegenüber dem Anthraknosepilz gibt (z. B. Arabella, Borlu), lassen sich mehr Sorten der schmalblättrigen Lupine bei den Gruppen 2 und 3 einstufen.

#### Modell eines Befallsverlaufes nach Infektion von Lupinen mit *Colletotrichum lupini*

Voraussetzung für das Auftreten der Anthraknose in einem Lupinenbestand ist das Vorhandensein einer Infektionsquelle. Die Primärinfektion ist dabei an die Infektion des Lupinensaatgutes mit dem Erreger *Colletotrichum lupini* geknüpft. Je nach Vitalität, Konzentration sowie Lokalisation des Pilzes am bzw. im Saatgut stirbt das befallene Samenkorn noch vor dem Aufgehen ab und geht in Fäulnis über oder der Pilz wächst mit dem Keimling aus. Die abgestorbenen, im Boden verbleibenden Körner können für kurze Zeit eine Infektionsquelle für benachbarte

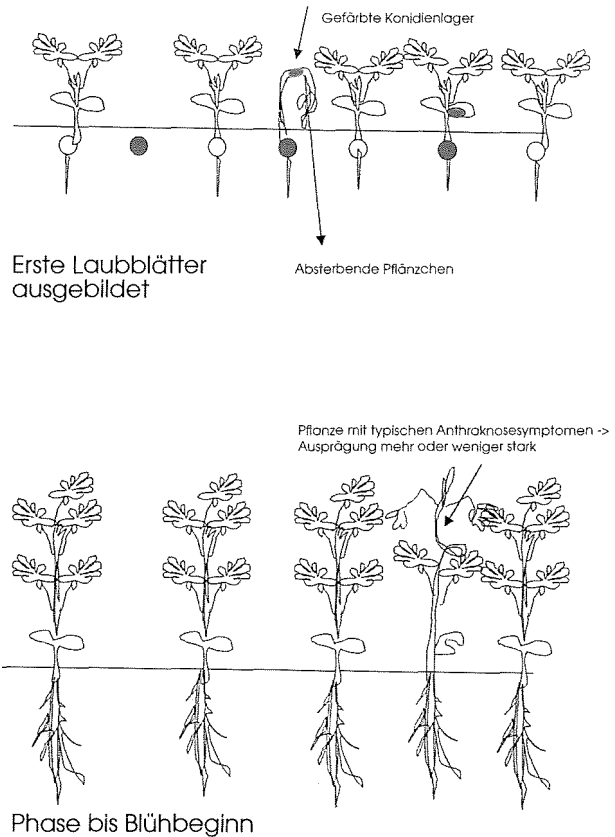
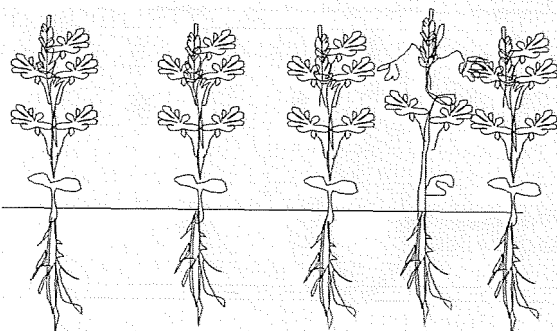


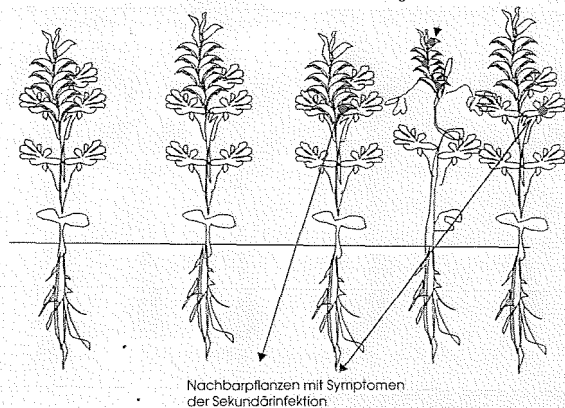
Abb. 5. Modell eines Befallsverlaufes von Lupinen mit *C. lupini*.

Keimlinge bilden. Infolge der geringen Konkurrenzfähigkeit von *Colletotrichum lupini* gegenüber anderen Bodenmikroorganismen stirbt der Erreger jedoch schnell ab. Die Keimfähigkeit des Saatgutes, Witterung, Saattermin, Bodenqualität und Saatbettbereitung, Lupinenart und -sorte spielen eine wesentliche Rolle bei der weiteren Interaktion von Pathogen und Pflanze. Bei anfälligen Sorten und unter ungünstigen Bedingungen für die Pflanzen sterben eine große Anzahl von Keimlingen und Jungpflanzen infolge der Infektion ab. Die Symptome sind oft untypisch und erinnern eher an Welkekrankheiten (FEILER und NIRENBERG, 2004). Vor allem, wenn ausreichend Feuchtigkeit vorhanden ist, bilden sich an diesen abgestorbenen Lupinenpflänzchen die Konidienlager des Pilzes aus. Mittels dieser werden die abgestorbenen Pflänzchen wiederum Infektionsquellen für die Nachbarpflanzen im Bestand. Andere Pflänzchen, die entweder widerstandsfähiger sind oder eine geringere Inokulumkonzentration aufweisen oder bessere Entwicklungsbedingungen haben, können bei normaler Entwicklung erste Symptome zeigen. Diese sind häufig an den Primärblättern lokalisiert. Leichter Schiefwuchs, Vergilbungserscheinungen, Missbildungserscheinungen oder das Welken und Absterben einzelner Laubblätter weisen auf eine *Colletotrichum*-Infektion hin. Deutliche, bekannte Symptome sind dann ab der Blühphase zu beobachten. Immer dann, wenn an infizierten Lupinen Konidienlager des Pilzes entstehen, ist durch Kontakt mit den Nachbarpflanzen eine Sekundärinfektion möglich. Besonders häufig ist dies zum Zeitpunkt der generativen Phase, da die steigenden Temperaturen eine schnelle Sporulation des Pilzes begünstigen. Ebenfalls begünstigend für eine Sekundärinfektion ist die gegenseitige Verletzung der Pflanzen durch die Hülsen spitzen, die dem Erreger den Eintritt in die Pflanzen erleichtern. Ist das Feuchtigkeits- und Temperaturregime für den Pilz geeignet, kann infolge verdeckter Symptome aus einer bisher nicht erkannten Primärinfektion innerhalb von zehn Tagen

## Stadium der Blüte



## Reife der Pflanzen



Primär kranke Pflanzen mit Symptomen an Primärblättern, Stengel, Blättern und Hülse.

Nachbarpflanzen mit Symptomen der Sekundärinfektion

Abb. 6. Modell eines Befallsverlaufes von Lupinen mit *C. lupini*.

eine ausgedehnte Sekundärinfektion mit deutlichen Symptomen entstehen. Diese Sekundärinfektion ist verantwortlich für den vielerorts, aufgrund der dann deutlichen Symptome, plötzlich bemerkten „Spätbefall“ und sorgt für einen hohen Prozentsatz infizierter Körner. Auch wenn aufgrund von ungünstigen Bedingungen für den Erreger die Sekundärinfektion geringer ist oder ausbleibt, bedingt der latente Erregerbesatz der Primärinfektion einen bestimmten Prozentsatz von infiziertem Saatgut, der jedoch je nach Ausgangsbefall meist deutlich geringer ist als bei der Sekundärinfektion. (Abb. 4–6).

## Danksagung

Unser Dank gilt dem Bundesprogramm Ökologischer Landbau, durch dessen Finanzierung die vorliegende Arbeit möglich wurde, sowie allen, die zur Bereitstellung des umfangreichen Sortenmaterials beigetragen haben.

## Literatur

- ALMEIDA, A. M. R., A. MONDARDO, R. DERPSH, J. H. LAFFRANCHI, 1981: Hosts for soy bean pathogens within plant species used as winter green manure. *Fitopatologia Brasileira* **6**, 109–113.
- BHASKARA REDDY, M. V., G. ATLIN, T. C. PAULITZ, 1996: Response of white lupine cultivars to *Phoma* sp. and *Colletotrichum gloeosporioides*. *Canadian J. of Plant Pathology* **18**, 272–278.
- DICK, M. A., 1994: Blight of *Lupinus arboreus* in New Zealand. *New Zealand J. of Forestry Science* **24**, 51–68.
- FEILER, U., H. I. NIRENBERG, 1998: Eine neue klassische Methode zur Bestimmung des *Colletotrichum*-Befalls an Saatgut von *Lupinus* spp. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* **50**, 259–262.
- FEILER, U., 1999: Umfrage zum Auftreten der Lupinenanthraknose in Deutschland im Jahre 1998. Interne Information.
- FEILER, U., H. I. NIRENBERG, 2004: 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.

- FRENCEL, I., 1998: Report on the First Detection of Anthracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*) on Lupins in Poland. *Plant Dis.* **82**, 350.
- GONDRAN, J., D. PACAULT, M.-F. PISSARD, 1996: Anthracnose susceptibility of white lupin and disease control by chemicals. Preliminary results. 8th Int. Lupin Conf., Pacific Grove, California, USA. Abstract Book.
- GONDRAN, J., R. BOURNOVILLE, C. DUTHION, 1994: Identification of diseases, pests and physical constraints in white lupine. INRA Editions, Versailles, France, pp. 47.
- GONDRAN, J., R., C. LAGATTU, E. VUILLAUME, 1986: Anthracnose (*Colletotrichum gloeosporioides*) of *Lupinus albus* and *L. mutabilis* in France. *Proceed. 4th Int. Lupin Conf. Geraldton, WA*, 325.
- HERING, O., H. I. NIRENBERG, 1995: Differentiation of *Fusarium sambucinum* Fuckel sensu lato and related species by RAPD-PCR. *Mycopathologia* **129** (3), 159–164.
- JOANNI, C., W. P. GERLACH, 1998: Brennflecken an Lupinen. *De Ga* **2**, 42–43.
- KORNEICHUK, N. S., 1996: Anthracnose of lupins in the Ukraine. 8th Int. Lupin Conf., Pacific Grove, California, USA. Abstract Book.
- NIRENBERG, H. I., 1990: Recent advances in the taxonomy of *Fusarium*. *Stud. Mycol.* **32**, 91–101.
- NIRENBERG, H. I., U. FEILER, G. HAGEDORN, 2002: Description of *Colletotrichum lupini* (Bondar) Nirenberg, Feiler & Hagedorn comb. nov. in modern terms. *Mycol.* **94** (2), 307–320.
- NIRENBERG, H. I., W. GERLACH, 2000: Bestimmung und Pathogenitätsnachweis des Erregers der Anthraknose an Bergenien. *Nachrichtenbl. Deut. Pflanzenschutzd.* **52**, 1–4.
- PRING, R. J., C. NASH, M. ZAKARARIA, J. A. BAILEY, 1995: Infection process and host range of *Colletotrichum capsici*. *Physiological and Molecular Plant Pathology* **46**, 137–152.
- REED, P. J., J. S. W. DICKENS, T. M. O'NEILL, 1996: Occurrence of anthracnose (*Colletotrichum acutatum*) on ornamental lupin in the United Kingdom. *Plant Pathology* **45**, 245–248.
- RÖMER, P., 1998: Anthraknose 1997: Bestandsaufnahme und Lösungsansätze. In: *Lupinen in Forschung und Praxis* (M. WINK, Hrsg.), 99–117.
- SWEETINGHAM, M., 1997: Lupin anthracnose. *Farmnote, Agriculture Western Australia*, 24 (Agdex 161/633) 4 pp.
- SWEETINGHAM, M. W., W. A. COWLING, B. J. BUIRCHELL, A. G. P. BROWN, R. G. SHIVAS, 1995: Anthracnose of lupins in Western Australia. *Austr. Plant Pathology* **24**, 271.
- SWEETINGHAM, M., G. THOMAS, H. YANG, G. SHEA, 1998: Anthracnose – the pathogen, epidemiology and the management package. In: *Highlights of lupine research and development in Western Australia 1998*, 8–9.
- TALHINAS, P., J. NEVES-MARTINS, H. OLIVEIRA, 1999: Screening *Lupinus albus* and *L. angustifolius* for anthracnose resistance. *Proceed. of 9th Int. Lupin Conf. Geraldton, WA*, 40–41.
- THOMAS, G., 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.
- WEIMER, J. I., 1951: Anthracnose resistance in lupines. *Plant Disease Reporter* **33**, 80–82.
- WEIMER, J. I., 1952: Lupine anthracnose. Circular No. 904, US-Department of Agriculture, 1–17.
- WEIMER, J. L., 1943: Anthracnose of lupines. *Phytopath.* **33**, 249–252.
- WELLS, D. H., D. K. BELL, 1969: Fungal Pathogenicity to sound and mechanically damaged blue lupine seed axenic culture at two temperatures. *Plant Disease Reporter* **53**, 774–776.
- WELLS, D. H., I. FORBES, 1967: Effects of temperature on growth of *Gloemerella cingulata* in vitro and on its pathogenicity to *L. angustifolius* Genotypes an and An An. *Phytopathology* **57**, 1309–1311.
- WELTY, R. E., 1984: Blue lupine as a host for *Colletotrichum trifolii* from alfalfa and for *C. fragariae* from strawberry. *Plant Disease* **68**, 142–144.
- YAKUSHEVA, A. S., 1996: Anthracnose – a new problem for lupin in Russia. 8th Int. Lupin Conf., Pacific Grove, California, USA. Abstract Book.
- YANG, H. A., M. W. SWEETINGHAM, 1997: Lupin anthracnose: taxonomy, pathology and resistance. *Australasian Plant Pathology Society 11th Biennial Conference, Perth Western Australia 1997*, p. 298.
- YANG, H. A., M. W. SWEETINGHAM, 1998: The taxonomy of *Colletotrichum* isolates associated with lupin anthracnose. *Aust. J. Agric. Res.* **49**, 1213–1223.

Zur Veröffentlichung angenommen: 26. Mai 2004

Kontaktanschrift: Dr. Uta Feiler und Dr. Helgard Nirenberg, Biologische Bundesanstalt für Land- und Forstwirtschaft, Institut für Pflanzenvirologie, Mikrobiologie und biologische Sicherheit, Königin-Luise-Str. 19, D-14195 Berlin